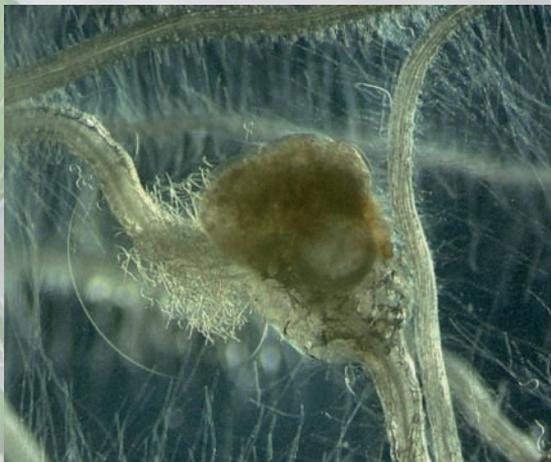
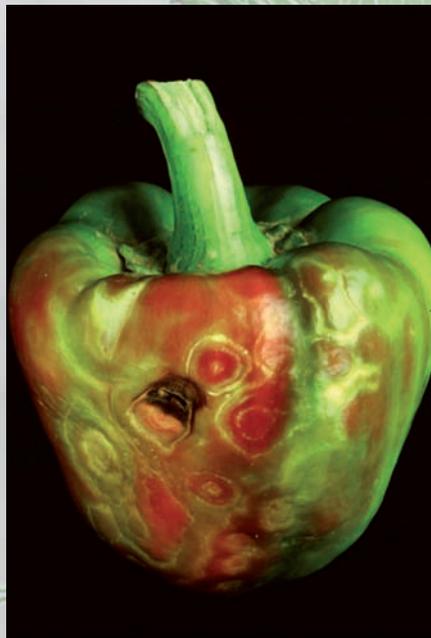


PATÓGENOS DE PLANTAS DESCRITOS EN ESPAÑA



Coordinadores

Paloma Melgarejo Nárdiz
José García-Jiménez

María Concepción Jordá Gutiérrez
María Milagros López González
María Fe Andrés Yebes
Núria Duran-Vila



GOBIERNO
DE ESPAÑA

MINISTERIO
DE MEDIO AMBIENTE
Y MEDIO RURAL Y MARINO

2ª Edición

MINISTERIO DE MEDIO AMBIENTE Y MEDIO RURAL Y MARINO
SOCIEDAD ESPAÑOLA DE FITOPATOLOGÍA

PATÓGENOS DE PLANTAS DESCRITOS EN ESPAÑA

2ª Edición



COLABORADORES

Ricardo Flores Pedauye
José María Melero Vara
Vicente Pallás Benet

ASESORES

María Ángeles Achón Sama
Luis A. Álvarez Bernaola
Miguel A. Aranda Regules
Josep Armengol Fortí
Mariano Cambra Álvarez
Miguel Cambra Álvarez
Miguel Escuer Cazador
José E. García de los Ríos
Fernando García-Arenal
Pablo García Benavides
Ana González Fernández

Elena González Biosca
Dirk Jansen
Miguel Juárez Gómez
Alfredo Lacasa Plasencia
Amparo Laviña Gomila
Francisco J. Legorburu Faus
Pablo Llop Pérez
Pablo Lunello
Jordi Luque i Font
Ester Marco Noales
Vicente Medina Piles
Emilio Montesinos Seguí
Carmina Montón Romans
Pedro Moreno Gómez
Enrique Moriones Alonso
Jesús Murillo Martínez
Jesús Navas Castillo
Ventura Padilla Villalba
Ana Palacio Bielsa

Vicente Pallás Benet
José Luis Palomo Gómez
Javier Peñalver Navarro
Ramón Peñalver Navarro
Ana María Pérez-Sierra
Fernando Ponz Ascaso
María Dolores Romero Duque
Javier Romero Cano
Montserrat Roselló Pérez
Remedios Santiago Merino
Felipe Siverio de la Rosa
Antonio Vicent Civera
Antonio de Vicente Moreno

CORRECTORA DE LA EDICIÓN

María José López López

Las fotos de la portada han sido cedidas por los socios de la Sociedad Española de Fitopatología, Dres. María Portillo, Carolina Escobar Lucas y Miguel Cambra Álvarez



MINISTERIO
DE MEDIO AMBIENTE
Y MEDIO RURAL Y MARINO

Secretaría General Técnica: Alicia Camacho García. **Subdirector General de Información al ciudadano, Documentación y Publicaciones:** José Abellán Gómez. **Director del Centro de Publicaciones:** Juan Carlos Palacios López. **Jefa del Servicio de Producción y Edición:** M^a Dolores López Hernández. **Coordinadores:** Paloma Melgarejo Nárdiz, José García-Jiménez, María Concepción Jordá Gutiérrez, María Milagros López González, María Fe Andrés Yebes y Núria Durán-Vila

Edita:

© Ministerio de Medio Ambiente y Medio Rural y Marino
Secretaría General Técnica
Centro de Publicaciones

Distribución y venta

Paseo de la Infanta Isabel, I
Teléfono: 91 347 55 51 - 91 347 55 41
Fax: 91 347 57 22

Plaza San Juan de la Cruz, s/n
Teléfono: 91 597 60 81
Fax: 91 597 66 01

Maquetación, impresión y encuadernación

Servicios Gráficos Kenaf, s.l.

Tienda virtual: www.marm.es

e-mail: centropublicaciones@marm.es

NIPO: 770-09-108-9

ISBN: 84-491-0403-3 1^a Edición agotada

ISBN: 978-84-491-0954-6 2^a Edición

Depósito Legal: M-3392-2010

Catálogo General de publicaciones oficiales:

<http://www.060.es> (servicios en línea / oficina virtual / Publicaciones)

Datos técnicos: Formato: 17x24 cm. Caja de texto 13,6x19 cm. Composición: 1 columna. Tipografía: Times New Roman a cpo 11 y 14. Encuadernación: cosido a hilo. Cubierta: cartulina gráfica reciclada 300 gr., impresa 4 tintas más plastificado mate 1 cara. Papel interior: 60% fibras recicladas, 40% fibras vírgenes FSC, 100 gramos

Prólogo

Esta segunda edición del libro “Patógenos de plantas descritos en España” tiene como objetivo actualizar la primera edición publicada en 1999, con los nuevos patógenos detectados desde entonces, completando la lista, su descripción, huéspedes afectados, enfermedades que causan y su distribución geográfica, sustentándose en referencias suficientemente acreditadas.

El libro contribuye a potenciar una de las líneas principales de difusión del conocimiento fitopatológico de la Sociedad Española de Fitopatología basada en publicaciones monográficas y consolida nuestra intensa actividad editorial.

Se trata de un manual de consulta de gran utilidad para técnicos, investigadores científicos, estudiantes y gestores de las administraciones públicas relacionados directa o indirectamente con la Sanidad y Protección Vegetal.

El rigor en su preparación está acreditado por los editores y asesores consultados, que son reconocidos especialistas en los diversos patógenos, así como por la supervisión realizada por el Ministerio de Medio Ambiente y Medio Rural y Marino.

Emilio Montesinos Seguí
Presidente de la Sociedad Española de Fitopatología (2004-2008)

Nota de los coordinadores

Los editores-coordinadores de esta nueva versión actualizada del libro “Patógenos de plantas descritos en España” nos propusimos poner al día dicho catálogo finalizado en 1998 y presentamos el resultado conseguido.

Como se indicaba en el prefacio del libro anterior, el criterio de selección de los patógenos que figuraban allí fue muy restrictivo, ya que se exigía que todos los patógenos hubieran sido descritos en revistas científicas con Comité de redacción. Por no cumplir este requisito, un gran número de organismos presentes en nuestro país no figuraron en dicha versión. El número de patógenos que se incluye en esta segunda edición es mucho más elevado que en la primera: el número de virus ha pasado de 63 en la edición anterior a 103 en la presente, el de viroides de 12 a 37, las bacterias de 30 a 50, los mollicutes de 7 a 8, los hongos de 271 a 412 y los nematodos de 35 a 48. Este sustancial incremento responde a varias causas. Por un lado, en los últimos años se ha incrementado el número de laboratorios españoles que realizan y publican los resultados de sus diagnósticos y, por ello, también el número de citas de nuevos organismos. Por otro, el criterio de inclusión de patógenos se ha ampliado, ya que se ha considerado que también deben incluirse aquellos cuya descripción figuraba en tesis, publicaciones científicas y de divulgación, aportaciones a Congresos y en otros medios accesibles públicamente y que permitían una identificación completa y válida, a juicio de los respectivos editores.

En lo que respecta al apartado de Hongos, éstos han sido considerados en un sentido amplio, incluyendo en el catálogo todos los organismos incluidos tradicionalmente dentro de los hongos aunque actualmente se incluyan en Reinos distintos (vgr. *Pythium*, *Phytophthora* y *mildius*, actualmente en el Reino Chromista o *Plasmodiophora*, del Reino Protozoa). A diferencia de la edición anterior en que aparecían por grupos taxonómicos, en la presente edición aparecen por orden alfabético y dentro de la ficha se señala el grupo taxonómico al que pertenece. Aunque el patógeno en la publicación española apareciese con otro nombre, se ha tomado como nombre correcto del hongo el que aparece en la página web del CABI Bioscience Databases (<http://www.indexfungorum.org>), y para bacterias el que aparece en <http://www.bacterio.cict.fr>. En la mayoría de los casos se incluyen también sus sinónimos.

Los nematodos han sido abordados de una manera diferente a la edición anterior: mientras allí aparecían agrupados por géneros, en esta edición se describe cada especie patógena por separado.

También se ha modificado ligeramente el formato de cada ficha, y además, a fin de facilitar al lector información sobre las características del patógeno, junto a la bibliografía que lo describe en España se ha procurado adjuntar alguna referencia básica de su descripción (generalmente la ficha de CMI Descriptions of Pathogenic Fungi and Bacteria).

Se han limitado las referencias a un número máximo de diez por patógeno. En aquellos casos en que la bibliografía española es amplia se ha procurado reducirlas a aquellas que se refieren a su diagnóstico y epidemiología en España. Hemos intentado, y esperamos haberlo conseguido, que sean todos los que están, pero sabemos que no están todos los que son. Por un lado, aún hay patógenos correctamente identificados en España, pero que no cumplen con los criterios acordados para ser incluidos en este libro. Por otro lado, los patógenos que se han recogido corresponden a aquellos citados en España hasta 2005 (en el caso de bacterias) ó 2004 (resto de patógenos), años en los que los distintos editores finalizaron el manuscrito de esta obra. Por ello, lamentamos que por distintos problemas ajenos a nuestra voluntad, el trabajo no haya visto la luz hasta varios años más tarde y que por ello, desde el momento de su aparición, ya no esté actualizado.

Los editores queremos agradecer la confianza y paciencia de las diferentes Juntas Directivas de la Sociedad Española de Fitopatología y de sus Presidentes que han apoyado este trabajo, así como el esfuerzo de todos los asesores y colaboradores que nos han suministrado la información necesaria para su redacción. Esperamos no haber olvidado a ninguno, pero si así ha sido, pedimos disculpas.

Agradecemos al Ministerio de Medio Ambiente y Medio Rural y Marino su favorable acogida para la publicación conjunta de esta reedición. Asimismo queremos agradecer la labor de María José López, que ha sido fundamental en la ejecución material de este catálogo.

También es necesario recordar que un libro con tan elevado número de patógenos y de referencias suele contener errores, y éste no va a ser una excepción. Por ello agradeceremos a los lectores que nos las señalen porque, al terminar esta versión, somos conscientes de que pronto habrá que preparar una nueva edición actualizada. Mientras tanto, esperamos que tenga una favorable acogida entre los fitopatólogos y que resulte muy útil para todos.

Los coordinadores

Índice

Virus

Alfalfa mosaic virus (Virus del mosaico de la alfalfa)	57
Apple chlorotic leaf spot virus (Virus de las manchas cloróticas del manzano)	58
Apple mosaic virus (Virus del mosaico del manzano)	60
Apple stem grooving virus (Virus de la madera asurcada del manzano)	62
Apple stem pitting virus (Virus de la madera estriada del manzano)	63
Artichoke latent virus (Virus latente de la alcachofa)	64
Banana streak virus (Virus del rayado del banano)	66
Barley mild mosaic virus (Virus del mosaico suave de la cebada)	67
Barley stripe mosaic virus (Virus del mosaico rayado de la cebada)	69
Barley yellow dwarf virus (Virus del enanismo amarillo de la cebada)	70
Barley yellow mosaic virus (Virus del mosaico amarillo de la cebada)	72
Bean common mosaic necrosis virus (Virus de la necrosis del mosaico común de la judía)	73
Bean common mosaic virus (Virus del mosaico común de la judía)	75
Bean leaf roll virus (Virus del enrollado de la hoja de la judía)	77
Bean yellow mosaic virus (Virus del mosaico amarillo de la judía)	78
Beet mosaic virus (Virus del mosaico de la remolacha)	80
Beet necrotic yellow vein virus (Virus de la rizomanía de la remolacha)	81
Beet pseudoyellows virus (Virus del falso amarilleo de la remolacha)	83
Beet virus Q (Virus Q de la remolacha)	85
Beet western yellows virus (Virus del amarilleo occidental de la remolacha)	86
Beet yellows virus (Virus del amarilleo de la remolacha)	87
Broad bean mottle virus (Virus del moteado del haba)	88
Broad bean V virus (Virus V del haba)	89
Broad bean wilt virus (Virus del marchitamiento del haba)	90
Carnation etched ring virus (Virus del anillo grabado del clavel)	91
Carnation latent virus (Virus latente del clavel)	92
Carnation mottle virus (Virus del moteado del clavel)	93
Carnation necrotic fleck virus (Virus del punteado necrótico del clavel)	94
Carnation vein mottle virus (Virus del moteado de las venas del clavel)	95
Cauliflower mosaic virus (Virus del mosaico de la coliflor)	96
Celery mosaic virus (Virus del mosaico del apio)	97
Cherry leaf roll virus (Virus del enrollado de la hoja del cerezo)	98
Citrus concave gum disease (Concavidades gomosas de los cítricos)	100
Citrus cristacortis disease (Cristacortis de los cítricos)	101
Citrus leaf blotch virus (Virus del manchado foliar de los cítricos)	102

Citrus psorosis virus (Virus de la psoriasis de los cítricos)	104
Citrus tristeza virus (Virus de la tristeza de los cítricos)	106
Citrus variegation virus (Virus de la variegación de los cítricos)	109
Citrus vein enation/woody gall disease (Protuberancias nerviales/agallas en la madera de los cítricos)	110
Citrus yellow ringspot disease (Manchas anulares amarillas de los cítricos)	112
Clover yellow vein virus (Virus del amarilleo de las venas del trébol)	113
Cucumber green mottle mosaic virus (Virus del mosaico verde jaspeado del pepino)	114
Cucumber leaf spot virus (Virus de la mancha de la hoja del pepino)	115
Cucumber mosaic virus (Virus del mosaico del pepino)	116
Cucumber vein yellowing virus (Virus de las venas amarillas del pepino)	119
Cucurbit aphid-borne yellows virus (Virus del amarilleo de las cucurbitáceas transmitido por pulgones)	121
Cucurbit yellow stunting disorder virus (Virus del amarilleo y enanismo de las cucurbitáceas) .	123
Eggplant mottle dwarf virus (Virus del enanismo moteado de la berenjena)	125
Faba bean necrotic yellows virus (Virus del amarillamiento necrótico del haba)	127
Fig mosaic disease (Mosaico de la higuera)	128
Grapevine fanleaf virus (Virus del entrenudo corto infeccioso de la vid)	130
Grapevine fleck virus (Virus del jaspeado de la vid)	132
Grapevine leaf roll-associated virus (Virus del enrollado de la vid)	133
Impatiens necrotic spot virus (Virus de las manchas necróticas del Impatiens)	135
Impietratura disease (Enfermedad de la impietratura de los cítricos)	136
Iris yellow spot virus (Virus de la mancha amarilla del iris)	137
Leek yellow stripe virus (Virus del estriado amarillo del puerro)	139
Lettuce big-vein virus (Virus de las venas gruesas de la lechuga)	141
Lettuce mosaic virus (Virus del mosaico de la lechuga)	143
Lucerne enation virus (Virus de las excrecencias de la alfalfa)	145
Maize dwarf mosaic virus (Virus del mosaico enanizante del maíz)	146
Maize rough dwarf virus (Virus del enanismo rugoso del maíz)	148
Melon necrotic spot virus (Virus de las manchas necróticas del melón)	150
Mirafiori lettuce virus (Virus de las nerviaciones gruesas de la lechuga (“Big vein”))	152
Onion yellow dwarf virus (Virus del amarilleo enanizante de la cebolla)	154
Papaya ringspot virus (Virus de las manchas anulares de la papaya)	155
Parietaria mottle virus (Virus del moteado de la parietaria)	157
Peanut stunt virus (Virus del enanismo del cacahuete)	158
Pelargonium flower-break virus (Virus de la rotura de la flor del pelargonio)	159
Pelargonium line pattern virus (Virus del anillado del pelargonio)	160
Pelargonium zonate spot virus (Virus de la mancha zonal del pelargonio)	161
Pepino mosaic virus (Virus del mosaico del pepino dulce)	163

Pepper mild mottle virus (Virus del moteado atenuado del pimiento)	166
Plum pox virus (Virus de la Sharka).	168
Potato leaf roll virus (Virus del enrollado de la hoja de la patata)	171
Potato virus A (Virus A de la patata).	173
Potato virus M (Virus M de la patata).	174
Potato virus S (Virus S de la patata)	175
Potato virus X (Virus X de la patata)	176
Potato virus Y (Virus Y de la patata)	178
Prune dwarf virus (Virus del enanismo del ciruelo)	181
Prunus necrotic ringspot virus (Virus de los anillos necróticos de los Prunus)	182
Red clover vein mosaic virus (Virus del mosaico de las venas del trébol rojo)	184
Rough lemon bud union crease disease (Enfermedad de la mala unión con el limonero rugoso) .	185
Southern bean mosaic virus (Virus del mosaico del sur de la judía)	186
Squash mosaic virus (Virus del mosaico de la calabaza)	187
Strawberry latent ringspot virus (Virus latente de las manchas anulares de la fresa).	189
Sugarcane mosaic virus (Virus del mosaico de la caña de azúcar).	190
Sweet potato chlorotic stunt virus (Virus del enanismo clorótico de la batata)	192
Sweet potato feathery mottle virus (Virus del moteado suave (ligero, plumoso) de la batata) .	194
Sweet potato leaf curl virus (Virus del rizado de la hoja de la batata)	196
Tobacco mild green mosaic virus (Virus del mosaico verde atenuado del tabaco)	197
Tobacco mosaic virus (Virus del mosaico del tabaco)	198
Tobacco rattle virus (Virus "rattle" del tabaco; Virus del cascabeleo del tabaco)	199
Tomato bushy stunt virus (Virus del enanismo ramificado del tomate)	201
Tomato chlorosis virus (Virus del amarilleo del tomate)	203
Tomato infectious chlorosis virus (Virus del amarilleo infeccioso del tomate)	205
Tomato mosaic virus (Virus del mosaico del tomate).	207
Tomato spotted wilt virus (Virus del bronceado del tomate)	209
Tomato yellow leaf curl disease (Virus del rizado amarillo del tomate; Virus de la hoja cuchara del tomate)	212
Tulip breaking virus (Virus de la ruptura del color del tulipán)	216
Turnip mosaic virus (Virus del mosaico del nabo)	217
Virus de la France del Champiñón (Enfermedad vírica del champiñón)	219
Watermelon mosaic virus (Virus del mosaico 2 de la sandía)	220
Wheat dwarf virus (Virus del enanismo del trigo)	222
Zucchini yellow mosaic virus (Virus del mosaico amarillo del calabacín)	223

Viroides

Avocado sunblotch viroid (ASBVd).	227
Chrysanthemum stunt viroid (CSVd)	229

Citrus bent leaf viroid (CBLVd)	230
Citrus exocortis viroid (CEVd)	232
Citrus viroid III (CVd-III)	234
Citrus viroid IV (CVd-IV)	236
Eggplant latent viroid (ELVd)	238
Grapevine yellow speckle viroid 1 (GYSVd-1)	239
Grapevine yellow speckle viroid 2 (GYSVd-2)	241
Hop latent viroid (HLVd)	243
Hop stunt viroid (HSVd)	244
Peach latent mosaic viroid (PLMVd)	246
Pear blister canker viroid (PBCVd)	248

Bacterias

<i>Agrobacterium tumefaciens</i> (Smith y Townsend) Conn	253
<i>Agrobacterium vitis</i> Ophel y Kerr	255
<i>Brenneria nigrifluens</i> Hauben <i>et al.</i>	257
<i>Brenneria quercina</i> Hauben <i>et al.</i>	258
<i>Brenneria rubrifaciens</i> Hauben <i>et al.</i>	259
<i>Brenneria</i> sp.	260
<i>Clavibacter michiganensis</i> subsp. <i>michiganensis</i> (Smith) Davis <i>et al.</i>	261
<i>Clavibacter michiganensis</i> subsp. <i>sepedonicus</i> (Spieckermann y Kotthoff) Davis <i>et al.</i>	262
<i>Curtobacterium flaccumfaciens</i> pv. <i>flaccumfaciens</i> (Hedges) Collins y Jones	264
<i>Dickeya</i> spp. Samson <i>et al.</i>	265
<i>Erwinia amylovora</i> (Burrill) Winslow <i>et al.</i>	267
<i>Erwinia persicina</i> Hao <i>et al.</i>	269
<i>Erwinia</i> sp.	270
<i>Ewingella americana</i> Grimon <i>et al.</i>	271
<i>Pectobacterium atrosepticum</i> Gardan <i>et al.</i>	272
<i>Pectobacterium carotovorum</i> subsp. <i>carotovorum</i> (Jones) Hauben	274
<i>Pseudomonas cichorii</i> (Swingle) Stapp	276
<i>Pseudomonas corrugata</i> Roberts y Scarlett	277
<i>Pseudomonas fluorescens</i> (Trevisan) Migula	279
<i>Pseudomonas marginalis</i> pv. <i>marginalis</i> (Brown) Stevens	280
<i>Pseudomonas mediterranea</i> Catara <i>et al.</i>	281
<i>Pseudomonas savastanoi</i> pv. <i>phaseolicola</i> (Burkholder) Young <i>et al.</i>	282
<i>Pseudomonas savastanoi</i> pv. <i>retacarpa</i> García de los Ríos	284
<i>Pseudomonas savastanoi</i> pv. <i>savastanoi</i> (Smith) Janse	285
<i>Pseudomonas syringae</i> pv. <i>aptata</i> (Brown y Jamieson) Young <i>et al.</i>	287
<i>Pseudomonas syringae</i> pv. <i>coriandricola</i> Toben <i>et al.</i>	288

<i>Pseudomonas syringae</i> pv. <i>helianthi</i> (Kawamura) Young <i>et al.</i>	289
<i>Pseudomonas syringae</i> pv. <i>lachrymans</i> (Smith y Brian) Young <i>et al.</i>	290
<i>Pseudomonas syringae</i> pv. <i>mori</i> (Boyer y Lambert) Young <i>et al.</i>	291
<i>Pseudomonas syringae</i> pv. <i>morsprunorum</i> (Wormald) Young <i>et al.</i>	292
<i>Pseudomonas syringae</i> pv. <i>lisi</i> (Sackett) Young <i>et al.</i>	293
<i>Pseudomonas syringae</i> pv. <i>syringae</i> van Hall	294
<i>Pseudomonas syringae</i> pv. <i>tabaci</i> (Wolf y Foster) Young <i>et al.</i>	296
<i>Pseudomonas syringae</i> pv. <i>tomato</i> (Okabe) Young <i>et al.</i>	297
<i>Pseudomonas tolaasii</i> Paine	298
<i>Pseudomonas viridiflava</i> (Burkholder) Dowson	299
<i>Ralstonia solanacearum</i> (Smith) Yabuuchi <i>et al.</i>	300
<i>Rhodococcus fascians</i> (Tilford) Goodfellow	302
<i>Streptomyces</i> spp. Waksman y Henrici	303
<i>Xanthomonas arboricola</i> pv. <i>juglandis</i> (Pierce) Vauterin <i>et al.</i>	304
<i>Xanthomonas arboricola</i> pv. <i>pruni</i> (Smith) Vauterin <i>et al.</i>	305
<i>Xanthomonas axonopodis</i> pv. <i>malvacearum</i> (Smith) Vauterin <i>et al.</i>	306
<i>Xanthomonas axonopodis</i> pv. <i>phaseoli</i> (Smith) Vauterin <i>et al.</i>	307
<i>Xanthomonas axonopodis</i> pv. <i>vesicatoria</i> (ex Doidge) Vauterin <i>et al.</i>	309
<i>Xanthomonas campestris</i> pv. <i>campestris</i> (Pammel) Dowson	311
<i>Xanthomonas cucurbitae</i> (Bryan) Vauterin <i>et al.</i>	312
<i>Xanthomonas fragariae</i> Kennedy y King	313
<i>Xanthomonas hortorum</i> pv. <i>pelargonii</i> (Brown) Vauterin <i>et al.</i>	315
<i>Xanthomonas vesicatoria</i> (ex Doidge) Vauterin <i>et al.</i>	316
<i>Xylophilus ampelinus</i> (Panagopoulos) Willems <i>et al.</i>	318

Mollicutes

Apple proliferation phytoplasma	323
Apricot chlorotic leaf roll phytoplasma	325
Aster yellows phytoplasma	327
Bois Noir phytoplasma	329
Grapevine flavescence dorée phytoplasma	331
Pear decline phytoplasma	333
Potato stolbur phytoplasma	336
Spiroplasma citri	338

Hongos

<i>Acremonium cucurbitacearum</i> Alfaro <i>et al.</i>	343
<i>Acremonium strictum</i> W. Gams	344
<i>Albugo candida</i> (Pers. ex Hook) O. Kuntze	345

<i>Albugo tragopogonis</i> (DC) S. F. Gray	346
<i>Alternaria alternata</i> (Fr.) Keissl.	347
<i>Alternaria brassicae</i> (Berk.) Sacc.	348
<i>Alternaria brassicicola</i> (Schwein.) Wiltshire	349
<i>Alternaria carthami</i> Chowdhury	350
<i>Alternaria cucumerina</i> (Ellis & Everh.) Elliot	351
<i>Alternaria pluriseptata</i> Karts. et Han.	352
<i>Alternaria solani</i> Sorauer	353
<i>Alternaria triticina</i> Prasada & Prahbu	354
<i>Alternaria vitis</i> Cavara	355
<i>Aphanomyces cochlioides</i> Drechsler	356
<i>Apiognomonium errabunda</i> (Roberge ex Desm.) Höhnel [Anamorfo: <i>Discula umbrinella</i> (Berk. & Broome) Sutton]	357
<i>Apiognomonium erythrostoma</i> (Pers) Hönel [Anamorfo: <i>Libertina effusa</i> (Lib) Hönel]	358
<i>Apiognomonium veneta</i> (Sacc. & Speg) Hönel [Anamorfo: <i>Discula platani</i> (Peck) Sacc.]	359
<i>Armillaria mellea</i> (Vahl) Kummer sensu stricto	360
<i>Ascochyta hortorum</i> (Speg.) Smith	361
<i>Ascochyta lentis</i> Bondartsev & Vassilievskii	362
<i>Ascochyta pisi</i> Lib.	363
<i>Ascochyta sorghi</i> Sacc.	364
<i>Aspergillus flavus</i> Link	365
<i>Aspergillus niger</i> v. Tieghem	366
<i>Athelia rolfsii</i> (Curzi) Tu & Kimb [Anamorfo: <i>Sclerotium rolfsii</i> Sacc.]	367
<i>Blumeria graminis</i> (DC.) Speer [Anamorfo: <i>Oidium monilioides</i> (Nees) Link]	368
<i>Blumeriella jaapi</i> (Rehm) v. Arx [Anamorfo: <i>Phloeosporella padi</i> (Lib.) v. Arx]	369
<i>Botryosphaeria dothidea</i> (Moug: Fr.) Ces & De Not [Anamorfo: <i>Fusicoccum aesculi</i> Corda]	370
<i>Botryosphaeria obtusa</i> (Schwein.) Shoemaker [Anamorfo: <i>Sphaeropsis malorum</i> Peck]	371
<i>Botryosphaeria ribis</i> Gross. & Duggar Seaver [Anamorfo: <i>Fusicoccum ribis</i> Slippers, Crous & M. J. Wingf.]	372
<i>Botryosphaeria stevensii</i> Shoemaker [Anamorfo: <i>Diplodia mutila</i> (Fr.) Mont.]	373
<i>Botryotinia draytonii</i> Buddin & Wakef.) Seaver [Anamorfo: <i>Botrytis gladiolorum</i> Timm.]	374
<i>Botryotinia fuckeliana</i> (de Bary) Whetzel [Anamorfo: <i>Botrytis cinerea</i> Pers.]	375
<i>Botrytis allii</i> Munn	377
<i>Botrytis elliptica</i> (Berck.) Cooke	378
<i>Botrytis fabae</i> Sardiña	379
<i>Bremia lactucae</i> Regel	380
<i>Cenangium ferruginosum</i> Fr.	381
<i>Ceratocystis paradoxa</i> [Anamorfo: <i>Thielaviopsis paradoxa</i> (De Seynes) Höhnel]	382
<i>Cercospora beticola</i> Sacc.	383

<i>Cercospora fabae</i> Fautr.	384
<i>Chalara elegans</i> Nag Raj & Kendr.	385
<i>Chondrostereum purpureum</i> (Pers.: Fr.) Pouzar	386
<i>Ciborinia camelliae</i> Kohn	387
<i>Cladosporium cladosporioides</i> (Fres.) de Vries	388
<i>Cladosporium variabile</i> (Cooke) De Vries	389
<i>Claviceps purpurea</i> (Fr.) Tul. [Anamorfo: <i>Sphacelia segetum</i> Lév.]	390
<i>Cochliobolus cynodontis</i> R. R. Nelson [Anamorfo: <i>Drechslera cynodontis</i> (Marignoni) Subram. & B. L. Jain]	391
<i>Cochliobolus hawaiiensis</i> Alcorn [Anamorfo: <i>Drechslera hawaiiensis</i> M. B. Ellis]	392
<i>Cochliobolus miyabeanus</i> (Ito & Kuribayasi) Drechsler ex Dastur [Anamorfo: <i>Bipolaris oryzae</i> (Breda de Haan) Shoemaker]	393
<i>Cochliobolus sativus</i> (Ito & Kurib.) Drechsler ex Dastur [Anamorfo: <i>Drechslera sorokiniana</i> (Sacc) Subr.& Jain]	394
<i>Cochliobolus spicifer</i> Nelson [Anamorfo: <i>Drechslera spicifera</i> (Bainier) von Arx]	395
<i>Coleosporium tussilaginis</i> (Pers.) Lév.	396
<i>Colletotrichum acutatum</i> J. H. Simmonds	397
<i>Colletotrichum coccodes</i> (Wallr.) Hughes	398
<i>Colletotrichum crassipes</i> (Speg.) v. Arx	399
<i>Colletotrichum dematium</i> (Pers.) Grove	400
<i>Colletotrichum lindemuthianum</i> (Sacc. & Magn.) Scribner	402
<i>Colletotrichum trichellum</i> (Fr.: Fr.) M. M. Duke	403
<i>Coniella petrakii</i> B. Sutton	404
<i>Coniothyrium concentricum</i> (Desm) Sacc.	405
<i>Cronartium flaccidum</i> (Alb. y Schw) Wint.	406
<i>Cronartium ribicola</i> J. C. Fisch.	407
<i>Cryphonectria parasitica</i> (Murril) Barr	408
<i>Cryptodiaporthe populea</i> (Sacc.) Butin [Anamorfo: <i>Discosporium populeum</i> (Sacc.) B. Sutton.	410
<i>Cryptosporiopsis tarraconensis</i> Gene <i>et al.</i>	411
<i>Curvularia trifolii</i> (Kauffm.) Boedijn f. sp. <i>gladioli</i> Parmelee & Luttrell apud Parmelee.	412
<i>Cyclaneusma minus</i> (Butin) Di Cosmo, Peredo & Minter	413
<i>Cyclaneusma niveum</i> (Pers.) Di Cosmo, Peredo & Minter	414
<i>Cymadothea trifolii</i> (Pers.) Wolf [Anamorfo: <i>Polythrincium trifolii</i> Kunze (facies conidial); <i>Sphaeria trifolii</i> Pers. (facies picnídica o espermogonial)]	415
<i>Cystodendron dryophilum</i> (Pass.) Bubák	416
<i>Dendrophoma myriadea</i> (Preuss) Sacc.	417
<i>Diaporthe actinidiae</i> Sommer & Beraha (Anamorfo: <i>Phomopsis</i> sp.)	418
<i>Diaporthe citri</i> Wolf [Anamorfo: <i>Phomopsis citri</i> Fawcett]	419
<i>Didymascella thujina</i> (E. J. Durand) Maire	420
<i>Didymella bryoniae</i> (Auersw.) Rehm [Anamorfo: <i>Phoma cucurbitacearum</i> (Fr.) Sacc.]	421

<i>Didymella fabae</i> Jellis & Punith. [Anamorfo: <i>Ascochyta fabae</i> Speg].	422
<i>Didymella lentis</i> Kaiser, Wang & Rogers [Anamorfo: <i>Ascochyta lentis</i> Vassilievsky]	423
<i>Didymella lycopersici</i> Kleb [Anamorfo: <i>Ascochyta lycopersici</i> (Plowr.) Brunaud]	424
<i>Diplocarpon earliana</i> (Ellis & Everh.) Wolf [Anamorfo: <i>Marssonina fragariae</i> (Lib.) Dieb.] . 425	
<i>Diplocarpon mespili</i> (Sorauer) B. Sutton [Anamorfo: <i>Entomosporium mespili</i> (DC.) Sacc.] . 426	
<i>Discostroma corticola</i> (Fuckel) Brockmann [Anamorfo: <i>Seimatosporium lichenicola</i> (Corda) Schoemaker & Müller]	427
<i>Dothiorella dominicana</i> Petr. & Cif.	428
<i>Drechslera biseptata</i> (Sacc & Roum.) Richardson & Fraser	429
<i>Drechslera sorghicola</i> (Lefebvre & Sherwin) Richardson & Fraser	430
<i>Drepanopeziza punctiformis</i> Gremmen [Anamorfo: <i>Marssonina brunea</i> (Ellis & Everh.) Magnus]. 431	
<i>Drepanopeziza sphaeroides</i> (Pers.) Nannf. [Anamorfo: <i>Marssonina salicicola</i> (Bres.) Magnus] . 432	
<i>Elsinoë ampelina</i> Shear [Anamorfo: <i>Sphaceloma ampelinum</i> de Bary]	433
<i>Elsinöe quercus-ilicis</i> (Arn.) Jenkins & Goid.	434
<i>Embellisia alli</i> (Campanile) Simmons	435
<i>Entyloma calendulae</i> (Sydow) Viégas	436
<i>Entyloma serotinum</i> Schröter [Anamorfo: <i>Entylomella serotina</i> Hönel]	437
<i>Epichloë baconii</i> White [Anamorfo: <i>Acremonium typhinum</i> var. <i>bulliforme</i> White].	438
<i>Epichloë clarkii</i> White	439
<i>Epichloë festucae</i> (Leuchtman, Schardl & Siegel)	440
<i>Epichloë typhina</i> (Pers. ex Fr.) Tul. [Anamorfo: <i>Sphacelia typhina</i> Sacc.]	441
<i>Erysiphe betae</i> Vañha Weltzien [Anamorfo: <i>Oidium erysiphoides</i> Fr.]	442
<i>Erysiphe euonymi-japonici</i> (Viennot-Bourgin) U. Braun & S. Takam. [Anamorfo: <i>Oidium euonymi-japonici</i> E. S. Salmon]	443
<i>Erysiphe necator</i> Schwein [Anamorfo: <i>Oidium tuckeri</i> Berck.]	444
<i>Erysiphe vanbruntiana</i> var. <i>sambuci-racemosae</i> (U. Braun) U. Braun & S. Takam.	445
<i>Eutypa lata</i> (Pers) Tul & C.Tul [Anamorfo: <i>Libertella blepharis</i> A.SM.]	446
<i>Exobasidium japonicum</i> Shirai	448
<i>Exobasidium rhododendri</i> (Fuckel) C. E. Cramer	449
<i>Fomitiporia mediterranea</i> M. Fischer	450
<i>Fomitopsis pinicola</i> (Swart: Fr.) P. Karsten	451
<i>Fulvia fulva</i> (Cooke) Cif.	452
<i>Fusarium arthrosporioides</i> Sherbakoff	453
<i>Fusarium culmorum</i> (W.G.Sm.) Sacc.	454
<i>Fusarium oxysporum</i> Schlecht.: Fr. f. sp. <i>basilici</i> Tamietti & Matta	455
<i>Fusarium oxysporum</i> f. sp. <i>canariensis</i>	456
<i>Fusarium oxysporum</i> f. sp. <i>ciceris</i> (Padwick) Matuo & Sato.	457
<i>Fusarium oxysporum</i> f. sp. <i>cubense</i> (E.F.Smith) Snyder & Hansen.	458
<i>Fusarium oxysporum</i> f. sp. <i>dianthi</i> (Prill.& Delacr.) Snyder & Hansen.	459

<i>Fusarium oxysporum</i> f. sp. <i>gladioli</i> (Mas.) Snyder & Hansen	460
<i>Fusarium oxysporum</i> f. sp. <i>lycopersici</i> (Sacc.) Snyder & Hansen	461
<i>Fusarium oxysporum</i> f. sp. <i>melongenae</i> Matuo & Isigami.	462
<i>Fusarium oxysporum</i> f. sp. <i>melonis</i> (Leach & Currence) Snyder & Hansen	463
<i>Fusarium oxysporum</i> f. sp. <i>niveum</i> (E.F. Smith) Snyder & Hansen	464
<i>Fusarium oxysporum</i> f. sp. <i>phaseoli</i> Kendr. & Synder.	465
<i>Fusarium oxysporum</i> Schlecht.: Fr. f. sp. <i>radicis-cucumerinum</i> Vakal	466
<i>Fusarium oxysporum</i> f. sp. <i>radicis-lycopersici</i> Jarvis & Shoem.	467
<i>Fusarium poae</i> (Peck) Wollenw.	468
<i>Fusarium semitectum</i> Berk. & Rav.	469
<i>Fusarium solani</i> f. sp. <i>cucurbitae</i> W. C. Snyder et H. N. Hans	470
<i>Gaeumannomyces graminis</i> (Sacc.) v. Arx & H. Olivier	472
<i>Gibberella avenacea</i> R. J. Cooke [Anamorfo: <i>Fusarium avenaceum</i> (Corda ex Fr.) Sacc.] .	473
<i>Gibberella baccata</i> (Wallr.) Sacc. [Anamorfo: <i>Fusarium lateritium</i> Ness]	474
<i>Gibberella circinata</i> Nirenberg & O'Donnell [Anamorfo: <i>Fusarium circinatum</i> Nirenberg & O'Donnell]	475
<i>Gibberella fujikuroi</i> (Saw.) Wollenw. [Anamorfo: <i>Fusarium moniliforme</i> Sheldon]	476
<i>Gibberella intermedia</i> (Kuhlman) Samuels, Nirenberg & Seifert [Anamorfo: <i>Fusarium proliferatum</i> (Matsushima) Nirenberg]	477
<i>Gibberella intricans</i> Wollenw. [Anamorfo: <i>Fusarium equiseti</i> (Corda) Sacc.]	478
<i>Gibberella subglutinans</i> (E. T. Edwards) P. E. Nelson, Toussoun & Marasas [Anamorfo: <i>Fusarium subglutinans</i> (Wollenw. & Reinking) Nelson <i>et al.</i>]	479
<i>Gibberella tricineta</i> El-Gohll <i>et al.</i> [Anamorfo: <i>Fusarium tricinatum</i> (Corda) Sacc.]	480
<i>Gibberella zeae</i> (Schwein.) Petch [Anamorfo: <i>Fusarium graminearum</i> Schwabe]	481
<i>Glomerella cingulata</i> (Stoneman) Spaulding & v. Schrenk [Anamorfo: <i>Colletotrichum gloeosporoides</i> Penz]	482
<i>Glomerella gossypii</i> Edgerton [Anamorfo: <i>Colletotrichum gossypii</i> Southworth]	484
<i>Glomerella graminicola</i> Politis [Anamorfo: <i>Colletotrichum graminicola</i> (Ces) Wilson] . .	485
<i>Gnomonia comari</i> Karsten [Anamorfo: <i>Zythia fragariae</i> Laibach]	486
<i>Gnomonia leptostyla</i> (Fr.) Ces. & de Not. [Anamorfo: <i>Marssoniella juglandis</i> (Lib.) Höhnell] .	487
<i>Golovinomyces cichoracearum</i> (DC.) V. P. Heluta var. <i>cichoracearum</i> [Anamorfo: <i>Oidium asteris-punicei</i> Peck]	488
<i>Graphiola phoenicis</i> (Moug.) Poit.	489
<i>Guignardia aesculi</i> (Peck) V.B. Stewart [Anamorfo: <i>Leptodothiorella aesculicola</i> (Sacc.) Siwan, <i>Phyllosticta sphaeropoidea</i> Ell. & Ev.]	490
<i>Guignardia bidwellii</i> (Ell.) Viala & Ravaz [Anamorfo: <i>Phyllosticta ampellicida</i> (Engleman) van der Aa]	491
<i>Gymnosporangium clavariiforme</i> (Jacq.) DC.	492
<i>Gymnosporangium cornutum</i> Arthur ex F. Kern.	493
<i>Gymnosporangium sabinae</i> (Dickson) ex Winter.	494

<i>Haemanectria haematococca</i> (Berk. & Broome) Samuels & Nirenberg [Anamorfo: <i>Fusarium solani</i> (Martius) Appel & Wollenweber emend. Snyder & Hansen]	495
<i>Harknessia eucalypti</i> Cooke	497
<i>Helicobasidium brebissonii</i> (Desm.) Donk [Anamorfo: <i>Rhizoctonia crocorum</i> (Pers) DC.]	498
<i>Helminthosporium solani</i> Dur. y Mont	499
<i>Hendersonia eucalyptina</i> A. C. Santos	500
<i>Herpotrichia juniperi</i> (Duby) Petrak	501
<i>Heterobasidium annosum</i> (Fr.) Bref. [Anamorfo: <i>Oedecephalum lineatum</i> Bakshi]	502
<i>Hypoxylon mediterraneum</i> (De Not) Ces. & de Not. [Anamorfo: <i>Botrytis sylvatica</i> Malençon & Malençon]	503
<i>Inonotus rickii</i> (Pat.) Reid	504
<i>Issatchenkia orientalis</i> Kudryavtsev [Anamorfo: <i>Candida krusei</i> (Castellani) Berkhout]	505
<i>Kabatiella prunicola</i> (Ellis & Everh) v. Arx	506
<i>Kabatina juniperi</i> R. Schneid. & Arx	507
<i>Khuskia oryzae</i> Hudson [Anamorfo: <i>Nigrospora oryzae</i> (Berk. & Br.) Petch.]	508
<i>Kretzschmaria deusta</i> (Hoffm.) P. M. D. Martin	509
<i>Laetiporus sulphurous</i> Bull.: Fr.) Mur. [Anamorfo: <i>Sporotrichum versisporum</i> (C.G. Lloyd) Stalpers]	510
<i>Laetisaria fuciformis</i> (McAlp.) Bursd. [Anamorfo: <i>Isaria fuciformis</i> Berk.]	511
<i>Lasiodiplodia theobromae</i> (Pat.) Griffon & Maubl	512
<i>Lembosia quercina</i> (Ellis & G. Martin) Tracy & Earle	513
<i>Lepteutypa cupressi</i> (Natrass, Booth & Sutton) Swart [Anamorfo: <i>Seiridium unicorn</i> (Cooke & Ellis) Sutton]	514
<i>Leptosphaeria coniothyrium</i> (Fuckel) Sacc. [Anamorfo: <i>Coniothyrium fuckelii</i> Sacc.]	515
<i>Leptosphaeria draconis</i> J. Urr	516
<i>Leptosphaeria maculans</i> (Desm.) Ces & de Not. [Anamorfo: <i>Phoma lingam</i> (Tode ex Fr.) Desm.]	517
<i>Leptosphaerulina trifolii</i> (Rostrup) Petrak	518
<i>Leveillula taurica</i> (Lév.) Arnaud [Anamorfo: <i>Oidiopsis taurica</i> (Lév.) Salmon]	519
<i>Lirula nervisequia</i> (DC.; Fr.) Darker [Anamorfo: <i>Hypodermina nervisequa</i> (Link.) Höhn]	520
<i>Lophodermella conjuncta</i> (Darker) Darker	521
<i>Lophodermium juniperinum</i> (Fr.) de Not	522
<i>Lophodermium pinastri</i> (Schrad. ex Hook) Chev. [Anamorfo: <i>Leptostroma pinastri</i> Desm.]	523
<i>Lophodermium seditiosum</i> Minter, Staley & Millar [Anamorfo: <i>Leptostroma</i> <i>rostrupii</i> Minter]	524
<i>Macrophomina phaseolina</i> (Tassi) Goidanich	525
<i>Magnaporthe grisea</i> (Herbert) Barr [Anamorfo: <i>Pyricularia oryzae</i> Briosi & Cavara y <i>Pyricularia grisea</i> Sacc.]	526
<i>Magnaporthe salvinii</i> (Cattaneo) Krause & Webster [Anamorfo: <i>Nakatea sigmoidea</i> Hara]	528
<i>Marthamyces panizzei</i> (De Not.) Minter [Anamorfo: <i>Phyllosticta</i> sp.]	530
<i>Mastigosporium rubricosum</i> (Dearn. & Barthol.) Nannf.	531

<i>Melampsora allii-populina</i> Kleb.	532
<i>Melampsora lini</i> (Ehrenb.) Desm.	533
<i>Melampsora populnea</i> (Pers.) P. Karst.	534
<i>Melampsora ricini</i> Noronha	535
<i>Microsphaera alphitoides</i> Griffon & Maubl. [Anamorfo: <i>Oidium quercinum</i> Thüm]	536
<i>Microsphaera platani</i> Howe [Anamorfo: <i>Oidium</i> sp]	537
<i>Microstroma juglandis</i> Sacc.	538
<i>Monilinia fructigena</i> (Aderhold & Ruhl.) Honey [Anamorfo: <i>Monilia fructigena</i> Pers.]	539
<i>Monilinia laxa</i> (Aderhold & Ruhl.) Honey ex Whetzel [Anamorfo: <i>Monilia laxa</i> (Ehrenb.) Sacc.]	540
<i>Monographella nivalis</i> (Schaffnit) E. Müller & v. Arx. var. <i>nivalis</i> [Anamorfo: <i>Gerlachia nivalis</i> (Ces.) Gams. & Müller]	541
<i>Monosporascus cannonballus</i> Pollack & Uecker	543
<i>Mycocentrospora cladosporioides</i> (Sacc.) M. E. A. Costa	545
<i>Mycosphaerella buxicola</i> (D.C.) Tomilin	546
<i>Mycosphaerella cerasella</i> Aderh. [Anamorfo: <i>Cercospora circumscissa</i> Sacc.]	547
<i>Mycosphaerella dearnesii</i> Barr [Anamorfo: <i>Lecanosticta acicola</i> Sydow]	548
<i>Mycosphaerella dianthi</i> (Burt.) Jorst. [Anamorfo: <i>Cladosporium echinulatum</i> (Berkeley) De Vries]	549
<i>Mycosphaerella fragariae</i> (Tul.) Lindau [Anamorfo: <i>Ramularia brunnea</i> Peck]	550
<i>Mycosphaerella graminicola</i> (Fuckel) Schröter [Anamorfo: <i>Septoria tritici</i> Roberge]	551
<i>Mycosphaerella pini</i> Rostr. [Anamorfo: <i>Dothistroma pini</i> Hulbary]	552
<i>Mycosphaerella pinodes</i> (Berk. & Blox) Vesterg. [Anamorfo: <i>Ascochyta pinodes</i> Jones]	553
<i>Mycosphaerella populi</i> (Auersw.) Schröter [Anamorfo: <i>Septoria populi</i> Desm.]	554
<i>Mycosphaerella punctiformis</i> (Pers.) Starbäck. [Anamorfo: <i>Cylindrosporium castaneicolum</i> (Desm.) Berl., <i>Phyllosticta maculiformis</i> Sacc.]	555
<i>Mycosphaerella pyri</i> (Auersw.) Boerema [Anamorfo: <i>Septoria pyricola</i> Desm.]	556
<i>Mycosphaerella rabiei</i> Kovachevskii [Anamorfo: <i>Ascochyta rabiei</i> (Pass.) Labrousse]	557
<i>Mycosphaerella zae-maydis</i> Mukunya & Boothroyd [Anamorfo: <i>Phyllosticta maydis</i> Army & Nelson]	558
<i>Myrothecium roridum</i> Tode	559
<i>Naohidemyces vaccinii</i> (Alb. & Schwein.) S. Sato, Katsuya & Y. Hirats.	560
<i>Nectria cinnabarina</i> (Tode) Fr. [Anamorfo: <i>Tubercularia vulgaris</i> Tode].	561
<i>Nectria coccinea</i> (Pers.: Fr.) Fr. var. <i>faginata</i> Lohman, A. M. Watson & Ayers [Anamorfo: <i>Cylindrocarpon faginatum</i> Booth]	562
<i>Nalanthamala vermoesenii</i> (Biourge) Schroers	563
<i>Nectria galligena</i> Bresad. [Anamorfo: <i>Cylindrocarpon heteronemum</i> (Berk. & Broome) Wollenw.]	564
<i>Nectria radicolica</i> Gerlach & Nilson [Anamorfo: <i>Cylindrocarpon destructans</i> (Zinssm.) Scholten]	565
<i>Neotyphodium coenophialum</i> (Morgan-Jones & W. Gams) Glenn, C. W. Bacon & Hanlin	566
<i>Oidium mangiferae</i> Berthet	567
<i>Olpidium brassicae</i> (Woronin) P. A. Dang.	568

<i>Ophiostoma novo-ulmi</i> Brasier [Sinanamorfos: <i>Sporothrix</i> sp. y <i>Graphium</i> sp.] y <i>Ophiostoma ulmi</i> (Buisman) Nannf. [Sinanamorfos: <i>Sporothrix</i> sp. y <i>Pesotum ulmi</i> (M. B. Schwartz) J. L. Crane & Schoknecht]	569
<i>Ophiostoma piceae</i> (Münch) H. Sydow & Sydow	571
<i>Othia spiraeae</i> (Fuckel) Fuckel [Anamorfo: <i>Diplodia sarmentorum</i> (Fr.) Fr.]	572
<i>Oxyporus latemarginatus</i> (Durieu & Mont.) Donk	573
<i>Penicillium chrysogenum</i> Thom	574
<i>Penicillium digitatum</i> Sacc.	575
<i>Penicillium expansum</i> Link	576
<i>Penicillium fagi</i> Martin. et al.	577
<i>Penicillium gladioli</i> Mc Cull. et Thom.	578
<i>Penicillium variabile</i> Sopp	579
<i>Penicillium verrucosum</i> Dierckx	580
<i>Peronospora arborescens</i>	581
<i>Peronospora chlorae</i> de Bary	582
<i>Peronospora conglomerata</i> Fuckel.	583
<i>Peronospora destructor</i> (Berk.) Caspary	584
<i>Peronospora euphorbiae</i> Fuckel.	585
<i>Peronospora farinosa</i> f. sp. <i>betae</i> Byford	586
<i>Peronospora hyoscyami</i> de Bary f. sp. <i>tabacina</i> (Adam) Skalický	587
<i>Peronospora parasitica</i> (Pers.) Fr.	588
<i>Peronospora statices</i> Berk	589
<i>Peronospora viciae</i> (Berk.) Caspary.	590
<i>Pestalotiopsis funerea</i> (Desm.) Steyaert.	591
<i>Pestalotiopsis maculans</i> (Corda) Nag Raj	592
<i>Pestalotiopsis palmarum</i> (Cooke) Steyaert	593
<i>Pezizula alba</i> Guthrie [Anamorfo: <i>Phlyctema vagabunda</i> Desm.]	594
<i>Phaeocryptopus gaeumannii</i> (T. Rohde) Petrak	595
<i>Phaeoisariopsis griseola</i> (Sacc.) Ferraris	596
<i>Phaeomoniella chlamydospora</i> (W. Gams, Crous, M. J. Wingf. & L. Mugnai) Crous & W. Gams	597
<i>Phaeosphaeria herpotrichoides</i> (de Not.) L. Holm	598
<i>Phaeosphaeria nodorum</i> (Müller) Hedjar [Anamorfo: <i>Septoria nodorum</i> (Berk.) Berk.]	599
<i>Phellinus pini</i> (Brot.) Bondartsev & Singer	601
<i>Phialophora cinerescens</i> (Wollenw.) v. Beyma	602
<i>Phloeospora aceris</i> (Lib.) Sacc.	603
<i>Phoma exigua</i> var. <i>heteromorpha</i> (Sch. et Sacc.) Noordeloos et Boerema	604
<i>Phoma fimeti</i> Brunaud	605
<i>Phoma pomorum</i> Tümm.	606
<i>Phomopsis amygdali</i> (Delcr.) Tuset & Portilla	607
<i>Phomopsis asparagui</i> (Sacc.) Bubák	608

<i>Phomopsis juniperivora</i> G. Hahn	609
<i>Phomopsis sclerotioides</i> v. Kestern	610
<i>Phomopsis viticola</i> (Sacc.) Sacc.	611
<i>Phragmidium mucronatum</i> (Pers.) Schlecht.	612
<i>Phyllactinia guttata</i> (Wallr.) Lév. (Anamorfo: <i>Oidium</i> sp.)	613
<i>Phytophthora cactorum</i> (Lebert & Cohn) Schröter	614
<i>Phytophthora cambivora</i> (Petri) Buismann	615
<i>Phytophthora capsici</i> Leonian	616
<i>Phytophthora cinnamomi</i> Rands.	617
<i>Phytophthora citricola</i> Sawada	618
<i>Phytophthora citrophthora</i> (R.&E. Sm.) Leonian	619
<i>Phytophthora cryptogea</i> Pethybr. & Lafferty	620
<i>Phytophthora drechsleri</i> Tucker	621
<i>Phytophthora erythroseptica</i> Pethybr.	622
<i>Phytophthora hibernalis</i> Carne.	623
<i>Phytophthora infestans</i> (Montagne) de Bary	624
<i>Phytophthora megasperma</i> Drechsler	626
<i>Phytophthora nicotianae</i> Breda de Haan (= <i>P. parasitica</i> Dastur)	627
<i>Phytophthora palmivora</i> (Butler) Butler	628
<i>Phytophthora phaseoli</i> Thaxter.	629
<i>Phytophthora porri</i> Foister	630
<i>Phytophthora ramorum</i> .	631
<i>Phytophthora syringae</i> (Kleb.) Kleb.	632
<i>Pileolaria terebinthi</i> Cast.	633
<i>Plasmodiophora brassicae</i> Voronin	634
<i>Plasmopara crustosa</i> (Fr.) Jorstad	635
<i>Plasmopara halstedii</i> (Farlow) Berlese & de Toni	636
<i>Plasmopara viticola</i> (Berk. & Curtis) Berl. & de Toni.	637
<i>Platychora ulmi</i> (Schleich.) Petrak [Anamorfo: <i>Pigottia ulmi</i> (Grev.) Keissler]	638
<i>Pleiochaeta setosa</i> (Kichn) Hugues	639
<i>Pleospora betae</i> Björling [Anamorfo: <i>Phoma betae</i> Frank]	640
<i>Pleospora herbarum</i> (Pers.) Rabenh. [Anamorfo: <i>Stemphylium botryosum</i> Wallr.]	641
<i>Pleospora papaveracea</i> (de Not.) Sacc. [Anamorfo: <i>Dendryphion penicillatum</i> (Cda.) Fr.]	643
<i>Podosphaera leucotricha</i> (Ellis & Everh.) Salmon	644
<i>Polystigma fulvum</i> Pers. ex DC. [Anamorfo: <i>Libertella fulva</i> Thüm.]	645
<i>Polystigma rubrum</i> (Pers.) DC. subsp. <i>rubrum</i> [Anamorfo: <i>Polystigmia rubra</i> (Desm.) Sacc.]	646
<i>Pseudonectria rousseliana</i> (Mont.) Wollenw [Anamorfo: <i>Volutella buxi</i> (Corda) Berk].	647
<i>Pseudoperonospora cubensis</i> (Berk. & Curt.) Rost.	648
<i>Pseudoperonospora humuli</i> (Miyabe & Takahashi) G.Wilson	649

<i>Pseudopeziza medicaginis</i> (Lib.) Sacc.	650
<i>Puccinia allii</i> (DC.) Rudolph	651
<i>Puccinia antirrhini</i> Dietel & Holway	652
<i>Puccinia asparagi</i> DC.	653
<i>Puccinia buxi</i> DC.	654
<i>Puccinia carthami</i> Corda	655
<i>Puccinia coronata</i> Corda	656
<i>Puccinia graminis</i> subsp. <i>graminis</i> Pers.	657
<i>Puccinia hordei</i> Otth.	659
<i>Puccinia menthae</i> Pers.	660
<i>Puccinia pelargonii-zonalis</i> Doidge	661
<i>Puccinia porri</i> (Sow.) Winter	662
<i>Puccinia recondita</i> Roberge	663
<i>Puccinia sorghi</i> Schwein	665
<i>Puccinia striiformis</i> Westend.	666
<i>Pyrenochaeta lycopersici</i> Schneider & Gerlach	667
<i>Pyrenochaeta terrestris</i> (Hansen) Gorenz, Walter & Larson	668
<i>Pyrenophora avenae</i> Ito & Kuribayashi apud Ito [Anamorfo: <i>Drechslera avenae</i> (Eidam) Scharif.]	669
<i>Pyrenophora teres</i> Drechsler [Anamorfo: <i>Drechslera teres</i> (Sacc.) Shoem]	670
<i>Pyrenophora tritici-repentis</i> (Died.) Drechsler [Anamorfo: <i>Drechslera tritici-repentis</i> (Died.) Shoem.]	672
<i>Pythium aphanidermatum</i> (Edson) Fitzp.	673
<i>Pythium intermedium</i> de Bary	674
<i>Pythium irregulare</i> Buis.	675
<i>Pythium paroecandrum</i> Dreschler	676
<i>Pythium ultimum</i> Trow	677
<i>Ramularia cynarae</i> Sacc.	678
<i>Ramularia vallisumbrosae</i> Cavara	679
<i>Rhabdocline pseudotsugae</i> Sydow	680
<i>Rhizopus oryzae</i> Went & Prinsen Geerligs	681
<i>Rhizopus stolonifer</i> (Ehrenb.) Lind.	682
<i>Rhizopycnis vagum</i> D. F. Farr	683
<i>Rhizosphaera kalkhoffii</i> Bubák	684
<i>Rhynchosporium secalis</i> (Oudem.) J. Davis	685
<i>Rhytisma acerinum</i> (Pers.) Fr. [Anamorfo: <i>Melasmia acerina</i> Lév.]	686
<i>Rhytisma punctatum</i> (Pers.) Fr. [Anamorfo: <i>Melasmia punctata</i> (Sacc. & Roum)]	687
<i>Rhytisma salicinum</i> (Pers.) Fr. [Anamorfo: <i>Melasmia salicina</i> Lév.]	688
<i>Rosellinia minor</i> (Höhnelt) Francis	689
<i>Rosellinia necatrix</i> Prill. [Anamorfo: <i>Dematophora necatrix</i> R. Hartig].	690

<i>Sclerophthora macrospora</i> (Sacc.) Thirum., Shaw & Narasimhan	692
<i>Sclerospora graminicola</i> (Sacc.) Schröter	693
<i>Sclerotinia minor</i> Jagger	694
<i>Sclerotinia sclerotiorum</i> (Lib.) de Bary	695
<i>Sclerotium cepivorum</i> Berk.	696
<i>Scolecotrichum graminis</i> Fuckel	697
<i>Seiridium cardinale</i> (Wagener) Sutton & Gibson	698
<i>Septoria ampelina</i> Berk. & Curtis	699
<i>Septoria apiicola</i> Speg	700
<i>Septoria cannabis</i> (Lasch) Sacc.	701
<i>Septoria lycopersici</i> Speg.	702
<i>Septoria paserinii</i> Sacc	703
<i>Septoria unedonis</i> Rob. & Desm. var. <i>vellanensis</i> Briosi & Cavara	704
<i>Setosphaeria turcica</i> (Luttr.) Leonard & Suggs [Anamorfo: <i>Drechslera turcica</i> (Pass.) Subram. & Jain]	705
<i>Sirococcus strobilinus</i> Preuss	706
<i>Sphaceloma pruni</i> Jenkins	707
<i>Sphaceloma siculum</i> Ciccar.	708
<i>Sphaceloteca destruens</i> (Schlecht.) Stevenson & Johnson	709
<i>Sphaceloteca sorghi</i> (Link) Clinton	710
<i>Sphaeropsis dalmatica</i> (Thüm.) Gig.	711
<i>Sphaeropsis oleae</i> (D.C.) Bertini	712
<i>Sphaeropsis sapinea</i> (Fr.) Dyko & Sutton	713
<i>Sphaerotheca fuliginea</i> (Schlecht.) Pollaci [Anamorfo: <i>Oidium erysiphoides</i> Fr.]	714
<i>Sphaerotheca humuli</i> (DC.) Burrill [Anamorfo: <i>Oidium fragariae</i> Harz]	715
<i>Sphaerotheca pannosa</i> Wallr. ex Fr). Lév. [Anamorfo: <i>Oidium leucoconium</i> Desm.]	716
<i>Spilocaea oleagina</i> (Castagne) Hughes	717
<i>Spilocaea phillyreae</i> (Nicolas & Aggéry) M. B. Ellis	718
<i>Spilocaea pyracanthae</i> (Otth) v.Arx.	719
<i>Spongospora subterranea</i> (Wallr.) Lagerh. f. sp. <i>nasturtii</i> J. A. Tomlinson.	720
<i>Stemphylium sarciniforme</i> (Cavara) Wiltshire	721
<i>Stemphylium solani</i> Weber	722
<i>Stemphylium vesicarium</i> (Wallr.) Simmons	723
<i>Stereum hirsutum</i> Fr.	724
<i>Stigmia carpophila</i> (Lév.) M. B. Ellis	725
<i>Stromatinia gladioli</i> (Drayt.) Whetz	726
<i>Sydowia polyspora</i> (Bref. & Travel) E. Müller [Anamorfo: <i>Sclerophoma pithyophila</i> (Corda) Höhn].	727
<i>Taphrina caerulescens</i> (Desm. & Mont.) Tul.	728
<i>Taphrina deformans</i> (Berk.) Tul.	729

<i>Taphrina kruchii</i> (Vuill.) Schroet	730
<i>Taphrina populina</i> Fr.	731
<i>Thanatephorus cucumeris</i> (Frank) Donk [Anamorfo: <i>Rhizoctonia solani</i> Kühn]	732
<i>Thielaviopsis basicola</i> (Berk. & Broome) Ferraris	734
<i>Thyriopsis halepensis</i> (Cooke) Theiss. & Syd.	735
<i>Tilletia caries</i> (DC) Tul.	736
<i>Tilletia controversa</i> Kühn	737
<i>Tilletia foetida</i> (Wallr.) Liro	738
<i>Togninia minima</i> (Tul. & C. Tul.) Berl. [Anamorfo: <i>Phaeoacremonium aleophilum</i> W. Gams, Crous, M. J. Wingf. & L. Mugnai]	739
<i>Trabutia quercina</i> (Rudolphi ex. Fr.) Sacc. & Roum. [Anamorfo: <i>Baeumleria quercina</i> (G. Arnaud) Petr.]	741
<i>Tranzschelia pruni-spinosae</i> (Pers.) Dietel.	742
<i>Trichoderma aureoviride</i> Rifai	743
<i>Trichothecium roseum</i> (Bull.) Lk.	744
<i>Trochila ilicina</i> (Nees) Courtec.	745
<i>Uncinula clandestina</i> (Biv. Bern.) Schr.	746
<i>Urocystis agropyri</i> (Preus) Schröter	747
<i>Urocystis cepulae</i> Frost.	748
<i>Uromyces aloes</i> (Cooke) Magnus	749
<i>Uromyces appendiculatus</i> (Pers.) Unger	750
<i>Uromyces betae</i> Kickx	751
<i>Uromyces ciceris-arietini</i> Jacz.	752
<i>Uromyces dianthi</i> (Pers.) Niessl	753
<i>Uromyces striatus</i> Schroeter	754
<i>Uromyces trifolii</i> (R. Hedw. ex DC.) Fuckel	755
<i>Ustilago avenae</i> (Pers.) Rostrup	756
<i>Ustilago cynodontis</i> (Pass.) Henn.	757
<i>Ustilago hordei</i> (Pers.) Lagerh.	758
<i>Ustilago maydis</i> (DC.) Corda	759
<i>Ustilago nuda</i> (Jensen) Rostrup	760
<i>Valsa abietis</i> Fr. [Anamorfo: <i>Cytospora pinastri</i> (Fr.: Fr.)]	761
<i>Valsa sordida</i> Nitschke [Anamorfo: <i>Cytospora chrysosperma</i> (Pers.) Fr.]	762
<i>Valsaria insitiva</i> (Tode) Ces. & de Not. [Anamorfo: <i>Cytospora rubescens</i> Fr.]	763
<i>Venturia cerasi</i> Aderhold [Anamorfo: <i>Fusicladium cerasi</i> Rabenh.) Sacc.]	764
<i>Venturia inaequalis</i> (Cooke) Winter [Anamorfo: <i>Spilocaea pomi</i> Fr.]	765
<i>Venturia populina</i> (Vuill.) Fabric. [Anamorfo: <i>Pollaccia elegans</i> Servazzi]	766
<i>Venturia pyrina</i> Aderhold [Anamorfo: <i>Fusicladium pyrorum</i> (Lib.) Fuckel]	767
<i>Verticillium albo-atrum</i> Reinke & Berthold	768

<i>Verticillium dahliae</i> Kleb.	769
<i>Verticillium theobromae</i> (Turc.) Mason & Hughes.	771
<i>Wojnowicia hirta</i> Sacc.	772

Nematodos

<i>Aphelenchoides fragariae</i> (Ritzema Bos) Christie	775
<i>Aphelenchoides ritzemabosi</i> (Schwartz) Steiner and Buhner	776
<i>Ditylenchus dipsaci</i> (Khün) Filipjev.	777
<i>Globodera pallida</i> (Stone) Behrens	779
<i>Globodera rostochiensis</i> (Wollenweber) Behrens	781
<i>Globodera tabacum complex</i> Stone	783
<i>Heterodera avenae</i> Wollenweber	784
<i>Heterodera cruciferae</i> Franklin	786
<i>Heterodera cyperi</i> Golden, Rau, Cobb	787
<i>Heterodera fici</i> Kirjanova	788
<i>Heterodera filipjevi</i> (Madzhidov) Stone	789
<i>Heterodera goettingiana</i> Liebscher	791
<i>Heterodera humuli</i> Filipjev.	793
<i>Heterodera latipons</i> Franklin	794
<i>Heterodera mediterranea</i> Vovlas, Inserra and Stone	795
<i>Heterodera schachtii</i> Schmidt	796
<i>Heterodera trifolii</i> Goffart	798
<i>Longidorus attenuatus</i> Hooper	799
<i>Longidorus elongatus</i> (De Man) Thorne and Swanger.	801
<i>Longidorus macrosoma</i> Hooper	803
<i>Meloidogyne arenaria</i> (Neal) Chitwood.	805
<i>Meloidogyne artiella</i> Frankling	808
<i>Meloidogyne baetica</i> Castillo, Vovlas, Subbotin and Trocoli.	810
<i>Meloidogyne hapla</i> Chitwood	811
<i>Meloidogyne hispanica</i> Hirschmann	813
<i>Meloidogyne incognita</i> (Kofoid and White) Chitwood	814
<i>Meloidogyne javanica</i> (Treub.) Chitwood	817
<i>Paratrichodorus minor</i> (Colburn) Siddiqi	819
<i>Paratrichodorus pachydermus</i> (Seinhorst) Siddiqi	820
<i>Paratrichodorus teres</i> (Seinhorst) Siddiqi	821
<i>Pratylenchus coffeae</i> Zimmerman	822
<i>Pratylenchus crenatus</i> Loof	823
<i>Pratylenchus goodeyi</i> Sher and Allen.	824
<i>Pratylenchus neglectus</i> Rens	825

<i>Pratylenchus penetrans</i> (Cobb) Chitwood and Oteifa	827
<i>Pratylenchus thornei</i> Sher and Allen	829
<i>Pratylenchus vulnus</i> Allen and Jensen	831
<i>Pratylenchus zaeae</i> Graham Allen and Jensen	832
<i>Trichodorus cylindricus</i> Hooper	833
<i>Trichodorus primitivus</i> (de Man) Micoletzky	834
<i>Trichodorus similis</i> Sehinhorst	835
<i>Trichodorus viruliferus</i> Hooper	836
<i>Tylenchulus semipenetrans</i> Cobb	837
<i>Xiphinema diversicaudatum</i> (Micoletzky) Thorne	839
<i>Xiphinema index</i> Thorne and Allen	841
<i>Xiphinema italiae</i> Meyl	843
<i>Xiphinema rivesi</i> Dalmaso	845
<i>Zygotylenchus guevarai</i> (Tobar) Braun & Loof	846

Plantas parásitas

<i>Cuscuta</i> spp	849
<i>Viscum</i> spp	851
<i>Orobancha</i> spp	853

Índice alfabético con sinónimos

Abaca mosaic virus	190	Agallas de la madera de los cítricos, virus de las	110
Abolladura de las hojas, virus de la	109	<i>Agrobacterium radiobacter</i> pv. <i>tumefaciens</i>	253
Acanaladuras en la madera del pomelo, virus de las	106	<i>Agrobacterium radiobacter</i>	253
Acartonamiento de la patata, virus del	171	<i>Agrobacterium rhizogenes</i>	253
<i>Acremonium coenophialum</i>	566	<i>Agrobacterium tumefaciens</i> biovar 1 y 2	253
<i>Acremonium cucurbitacearum</i>	343	<i>Agrobacterium tumefaciens</i> biovar 3	255
<i>Acremonium strictum</i>	344	<i>Agrobacterium tumefaciens</i>	253
<i>Acremonium typhinum</i>	438, 441	<i>Agrobacterium vitis</i>	255
<i>Acremonium typhinum</i> var. <i>bulliforme</i>	438	<i>Albugo candida</i>	345
<i>Acrosporium cerasi</i>	764	<i>Albugo cruciferarum</i>	345
<i>Acrosporium erysiphoides</i>	715	<i>Albugo tragopogonis</i>	346
<i>Acrosporium mangiferae</i>	567	Alfalfa mosaic virus	57
<i>Actinomyces</i> spp.	303	Alfalfa virus 1 y 2	57
<i>Adelopus gaeumannii</i>	595	Allium virus 1	154
<i>Aecidium cornutum</i>	493	Almond calico	182
<i>Aecidium laceratum</i>	492	<i>Alphitomorpha communis</i> var. <i>cichoracearum</i>	488
Aesculus line pattern virus	189		

<i>Alphitomorpha communis</i>	
var. <i>graminearum</i>	368
<i>Alphitomorpha guttata</i>	613
<i>Alphitomorpha macularis</i>	715
<i>Alphitomorpha pannosa</i>	716
<i>Alternaria alternata</i>	347
<i>Alternaria brassicae</i>	348
<i>Alternaria brassicicola</i>	349
<i>Alternaria carthami</i>	350
<i>Alternaria circinans</i>	349
<i>Alternaria cucumerina</i>	351
<i>Alternaria oleracea</i>	349
<i>Alternaria pluriseptata</i>	352
<i>Alternaria putrefaciens</i>	641
<i>Alternaria solani</i>	353
<i>Alternaria tenuis</i>	347
<i>Alternaria triticina</i>	354
<i>Alternaria vitis</i>	355
Amarilleo de la remolacha, virus del	87
Amarilleo de las cucurbitáceas transmitido por pulgones, virus del	121
Amarilleo de las cucurbitáceas, virus del	123
Amarilleo de las venas del trébol, virus del	113
Amarilleo del aster, fitoplasma del	327
Amarilleo del tomate, virus del	203
Amarilleo enanizante de la cebolla, virus del	154
Amarilleo infeccioso del tomate, virus del	205
Amarilleo necrótico del haba, virus del	127
Amarilleo occidental de la remolacha, virus del	87
Amarilleo y enanismo de las cucurbitáceas, virus del	123
<i>Amerosporium trichellum</i>	403
<i>Anguillula arenaria</i>	805
<i>Anguillula javanica</i>	817
Anillado del Pelargonium, virus del	160
Anillo grabado del clavel, virus del	91
Anillos necróticos de los Prunus, virus de los	182
<i>Aphanomyces cochlioides</i>	356
<i>Aphelenchoides fragariae</i>	775
<i>Aphelenchoides ritzemabosi</i>	776
<i>Apiognomonía errabunda</i>	357
<i>Apiognomonía erythrostoma</i>	358
<i>Apiognomonía tiliae</i>	357
<i>Apiognomonía veneta</i>	359
<i>Apiospora oryzae</i>	508
Apium virus 1	97
<i>Aporia obscura</i>	523
Apple brown line	62
Apple chlorotic leaf spot virus	58
Apple decline disease	63
Apple infectious variegation virus	60
Apple junction necrotic pitting	62
Apple latent virus 1	58
Apple latent virus 2	62
Apple mosaic virus	60
Apple proliferation phytoplasma	323
Apple spy epinasty	63
Apple stem grooving virus	62
Apple stem pitting virus	63
Apple Virginia Crab decline	62
Apple witches' broom	323
Apricot chlorotic leaf roll phytoplasma	323
Apricot necrotic ringspot	182
<i>Armillaria mellea</i>	360
<i>Arthrimum pyrinum</i>	767
Artichoke Californian latent virus	64
Artichoke latent virus	64
<i>Artrotogus intermedius</i>	674
<i>Ascochyta cinarae</i>	361
<i>Ascochyta citrullina</i>	421
<i>Ascochyta colorata</i>	425
<i>Ascochyta cucumis</i>	421
<i>Ascochyta effusa</i>	358
<i>Ascochyta fabae</i>	422
<i>Ascochyta fabae</i> f. sp. <i>lentis</i>	423

<i>Ascochyta fragariae</i>	425	<i>Basisporium gallarum</i>	508
<i>Ascochyta graminicola</i>	364	Bean common mosaic necrosis virus	73
<i>Ascochyta hortorum</i>	361	Bean common mosaic virus	75
<i>Ascochyta lentis</i>	362, 423	Bean common mosaic virus serotipo A	75
<i>Ascochyta lycopersici</i>	424	Bean common mosaic virus serotipo B	75
<i>Ascochyta melonis</i>	421	Bean leaf roll virus	77
<i>Ascochyta pinodes</i>	553	Bean mosaic virus	75
<i>Ascochyta pisi</i>	363	Bean mosaic virus 4	186
<i>Ascochyta pisi</i> f. <i>foliicola</i>	422	Bean virus 1	75
<i>Ascochyta pisi</i> var. <i>foliicola</i>	422	Bean virus 2	78
<i>Ascochyta pisicola</i>	363	Bean virus 4	186
<i>Ascochyta rabiei</i>	557	Bean yellow mosaic virus	78
<i>Ascochyta sorghi</i>	364	Beet mild yellowing virus	86
<i>Ascochyta stipata</i>	358	Beet mosaic virus	80
<i>Ascomyces aureus</i>	731	Beet necrotic yellow vein virus	81
<i>Ascomyces caerulescens</i>	728	Beet pseudoyellows virus	83
<i>Ascomyces deformans</i>	729	Beet virus Q	85
<i>Ascomyces quercus</i>	728	Beet western yellows virus	86
<i>Ash mosaic virus</i>	98	Beet yellows virus	87
<i>Aspergillus flavus</i>	365	Belladonna mosaic virus	199
<i>Aspergillus niger</i>	366	Beta virus 2	80
Aster ring-spot virus	199	Beta virus 4	87
Aster yellows phytoplasma	327	<i>Bidera filipjevi</i>	789
<i>Asterocystis radialis</i>	568	<i>Bidera latipons</i>	794
<i>Asteroma ulmi</i>	638	Big-vein de la lechuga	152
<i>Athelia rolfsii</i>	367	<i>Bipolaris acrothecioides</i>	394
<i>Aulographum quercinum</i>	513	<i>Bipolaris californicum</i>	394
Avocado sunblotch viroid	227	<i>Bipolaris cynodontis</i>	391
Azuki bean mosaic virus	75	<i>Bipolaris hawaiiensis</i>	392
<i>Bacillus amylovorus</i>	267	<i>Bipolaris oryzae</i>	393
<i>Bacterium amylovorum</i>	267	<i>Bipolaris sativum</i>	394
<i>Baeumleria quercina</i>	741	<i>Bipolaris sorokiniana</i>	394
Banana streak virus	66	<i>Bipolaris sorokinianum</i>	394
Barley false stripe virus	69	<i>Bipolaris turcica</i>	705
Barley mild mosaic virus	67	Birch line pattern virus	60
Barley stripe mosaic virus	69	Black wood	329
Barley yellow dwarf virus	70	Blackeye cowpea mosaic virus	75
Barley yellow mosaic virus	72	<i>Blepharospora cambivora</i>	615
<i>Basiascella gallarum</i>	638	<i>Blumeria graminis</i>	368

<i>Blumeriella hiemalis</i>	369
<i>Blumeriella jaapi</i>	369
Bois Noir phytoplasma	329
Bolsillo ciego de los cítricos	100
<i>Botryodiplodia malorum</i>	373
<i>Botryodiplodia theobromae</i>	511
<i>Botryosphaeria bidwellii</i>	491
<i>Botryosphaeria dothidea</i>	370
<i>Botryosphaeria moricola</i>	474
<i>Botryosphaeria obtusa</i>	371
<i>Botryosphaeria ribis</i>	372
<i>Botryosphaeria saubinetii</i>	481
<i>Botryosphaeria stevensii</i>	373
<i>Botryotinia draytonii</i>	374
<i>Botryotinia fuckeliana</i>	375
<i>Botrytis allii</i>	377
<i>Botrytis arborescens</i>	581
<i>Botrytis cinerea</i>	375
<i>Botrytis destructor</i>	584
<i>Botrytis elliptica</i>	378
<i>Botrytis fabae</i>	379
<i>Botrytis gangliformis</i>	380
<i>Botrytis gladiolorum</i>	374
<i>Botrytis infestans</i>	624
<i>Botrytis sylvatica</i>	503
<i>Botrytis viciae</i>	590
<i>Botrytis viticola</i>	637
<i>Brachycladium penicillatum</i>	643
<i>Brachycladium spiciferum</i>	395
<i>Brachysporium biseptatum</i>	429
<i>Brachysporium solani</i>	499
Brassica virus 1	217
Brassica virus 3	96
<i>Bremia centaureae</i>	380
<i>Bremia gangliformis</i>	380
<i>Bremia lactucae</i>	380
<i>Brenneria nigrifluens</i>	257
<i>Brenneria quercina</i>	258
<i>Brenneria rubrifaciens</i>	259
<i>Brenneria sp.</i>	260
Broad bean mild mosaic virus	113
Broad bean mottle virus	88
Broad bean V virus	89
Broad bean wilt virus	90
Broccoli mosaic virus	96
Bronceado del tomate, virus del	209
Brown disease	219
<i>Bullaria carthami</i>	655
<i>Burkholderia solanacearum</i>	300
Butteratura	58
Cabbage black ring-spot virus	217
Cabbage mosaic virus	96
Cabbage virus A	217
Cabbage virus B	96
Cachexia de los cítricos, viroide de la ..	244
<i>Calonectria graminicola</i>	541
<i>Calonectria nivalis</i>	541
<i>Camarosporium mutilum</i>	373
<i>Candida krusei</i>	505
<i>Candidatus Phytoplasma asteris</i>	327
<i>Candidatus Phytoplasma mali</i>	323
<i>Candidatus Phytoplasma prunorum</i> ...	325
<i>Candidatus Phytoplasma pyri</i>	333
<i>Candidatus Phytoplasma solana</i>	336
Carcova virus	209
Carnation etched ring virus	91
Carnation latent virus	92
Carnation mottle virus	93
Carnation necrotic fleck virus	94
Carnation vein mottle virus	95
Cascabeleo del tabaco, virus del	199
Cauliflower mosaic virus	96
Celery mosaic virus	97
<i>Cenangium abietis</i>	381
<i>Cenangium ferruginosum</i>	381
Cepa U1 del Tobacco mosaic virus ...	198
Cepa U2 del Tobacco mosaic virus ...	197
Cepa U5 del Tobacco mosaic virus ...	197

<i>Cephalosporium acremonium</i>	344	Citrus cristacortis disease	101
<i>Cephalosporium proliferatum</i>	477	Citrus exocortis viroid	232
<i>Ceratocystis paradoxa</i>	382	Citrus leaf blotch virus	102
<i>Ceratocystis piceae</i>	571	Citrus psorosis virus	104
<i>Ceratocystis ulmi</i>	569	Citrus quick decline	106
<i>Ceratophorum setosum</i>	639	Citrus ringspot disease	104
<i>Ceratostomella paradoxa</i>	382	Citrus tristeza virus	106
<i>Ceratostomella ulmi</i>	569	Citrus variegation virus	109
<i>Cercospora beticola</i>	383	Citrus vein enation disease	110
<i>Cercospora cerasella</i>	547	Citrus viroid III	234
<i>Cercospora circumscissa</i>	547	Citrus viroid IV	236
<i>Cercospora cladosporioides</i>	545	Citrus yellow ringspot disease	112
<i>Cercospora fabae</i>	384	<i>Cladosporium abietinum</i>	499
Cereal yellow dwarf virus	70	<i>Cladosporium cerasi</i>	764
<i>Chaetoporus</i> sp.	573	<i>Cladosporium cladosporioides</i>	388
<i>Chalara elegans</i>	385, 733	<i>Cladosporium echinulatum</i>	549
<i>Chalara paradoxa</i>	382	<i>Cladosporium fulvum</i>	452
Chancros pustulosos del peral, viroide de los	248	<i>Cladosporium variabile</i>	389
<i>Cheilaria aceris</i>	603	Classical stolbur MLO	336
Cherry black canker	58	<i>Clasterosporium carpophilum</i>	725
Cherry chlorotic ringspot virus	181	<i>Clasterosporium putrefaciens</i>	641
Cherry dusty yellows	182	<i>Clavibacter michiganensis</i> subsp. <i>michiganensis</i>	261
Cherry leaf roll virus	98	<i>Clavibacter michiganensis</i> subsp. <i>sepedonicus</i>	262
Cherry line pattern	58	<i>Claviceps purpurea</i>	390
Cherry ring mosaic	181	<i>Clethridium corticola</i>	427
Cherry ring mottle	181	Clover yellow vein virus	113
Cherry rough bark	58	<i>Coccomyces hiemalis</i>	369
Cherry tatter leaf	182	<i>Coccomyces lutescens</i>	369
Cherry yellow mosaic	181	<i>Coccomyces prunophorae</i>	369
<i>Chlorobacter pisi</i>	294	<i>Cochliobolus cynodontis</i>	391
<i>Chondroplea populea</i>	410	<i>Cochliobolus hawaiiensis</i>	392
<i>Chondrostereum purpureum</i>	386	<i>Cochliobolus miyabeanus</i>	393
Chrysanthemum stunt viroid	229	<i>Cochliobolus sativus</i>	394
<i>Chytridium brassicae</i>	568	<i>Cochliobolus spicifer</i>	395
<i>Ciborinia camelliae</i>	387	Colapso de los cítricos, virus del	106
Citrus bent leaf viroid	230	Colapso del melón, virus del	150
Citrus blind pocket	100	<i>Coleosporium campanulae</i>	396
Citrus concave gum disease	100		

<i>Coleosporium occidentale</i>	396	<i>Corynebacterium michiganense</i> pv.	
<i>Coleosporium senecionis</i>	396	<i>sepedonicum</i>	262
<i>Coleosporium sonchi</i>	396	<i>Corynebacterium michiganense</i> pv.	
<i>Coleosporium sonchi-arvensis</i>	396	<i>michiganense</i>	261
<i>Coleosporium tussilaginis</i>	396	<i>Corynebacterium michiganense</i> subsp.	
<i>Colletotrichum acutatum</i>	397	<i>sepedonicum</i>	262
<i>Colletotrichum atramentarium</i>	398	<i>Corynebacterium michiganense</i>	261
<i>Colletotrichum circinans</i>	400	<i>Corynebacterium sepedonicum</i>	262
<i>Colletotrichum coccodes</i>	398	<i>Coryneum beijerinckii</i>	725
<i>Colletotrichum crassipes</i>	399	<i>Coryneum cardinale</i>	698
<i>Colletotrichum dematium</i>	400	<i>Coryneum foliicola</i>	427
<i>Colletotrichum eranthemi</i>	399	Court-noué du pêcher	189
<i>Colletotrichum gloeosporioides</i> ..	403, 482	Cribado del melón, virus del	150
<i>Colletotrichum gossypii</i>	484	Crinkly leaf	109
<i>Colletotrichum graminicola</i>	485	Crocus tomasinianus virus	78
<i>Colletotrichum guajaci</i>	399	<i>Cronartium asclepiadeum</i>	406
<i>Colletotrichum hedericola</i>	403	<i>Cronartium flaccidum</i>	406
<i>Colletotrichum lindemuthianum</i>	402	<i>Cronartium peoniae</i>	406
<i>Colletotrichum spinaciae</i>	400	<i>Cronartium ribicola</i>	407
<i>Colletotrichum sublineola</i>	485	<i>Cryphonectria parasitica</i>	408
<i>Colletotrichum trichellum</i>	403	<i>Cryptodiaporthe populea</i>	410
<i>Colletotrichum truncatum</i>	400	<i>Cryptosporiopsis tarraconensis</i>	411
<i>Coniella diplodiella</i>	404	<i>Cryptostictis cupressi</i>	514
<i>Coniella petrakii</i>	404	Cucumber chlorotic spot virus	83
<i>Coniothyrium concentricum</i>	405	Cucumber fruit streak virus	115
<i>Coniothyrium diplodiella</i>	404	Cucumber green mottle mosaic virus ..	114
<i>Coniothyrium fückelii</i>	515	Cucumber leaf spot virus	115
<i>Coniothyrium hysteroideum</i>	405	Cucumber mosaic virus	116
<i>Cordyceps purpurea</i>	390	Cucumber vein yellowing virus	119
Corteza escamosa	104	Cucumber virus 1	116
<i>Corticium fuciforme</i>	511	Cucumber virus 3	114
<i>Corticium rolfsii</i>	367	Cucumber yellows virus	83
<i>Corticium solani</i>	732	Cucumis virus 1	116
<i>Corynebacterium fascians</i>	302	Cucumis virus 2	114
<i>Corynebacterium flaccumfaciens</i> pv.		Cucurbit aphid-borne yellows virus ..	121
<i>flaccumfaciens</i>	264	Cucurbit ring mosaic virus	187
<i>Corynebacterium flaccumfaciens</i> subsp.		Cucurbit yellow stunting disorder virus 123	
<i>flaccumfaciens</i>	264	<i>Cucurbitaria cinnabarina</i>	562
<i>Corynebacterium flaccumfaciens</i>	264	<i>Cucurbitaria papaveracea</i>	643

<i>Cucurbitaria spiraeae</i>	572	Decaimiento del peral, fitoplasma del ..	333
Cuello escamoso	232	Degeneración infecciosa de la vid, virus de la	130
<i>Curtobacterium flaccumfaciens</i> pv. <i>flaccumfaciens</i>	264	<i>Dematium atrovirens</i>	499
<i>Curvularia sigmoidea</i>	528	<i>Dematophora necatrix</i>	690
<i>Curvularia spicifera</i>	395	Dendrobium mosaic virus	75
<i>Curvularia trifolii</i>	412	<i>Dendrophoma myriadea</i>	417
<i>Cuscuta approximata</i>	849	<i>Dendryphion papaveris</i>	643
<i>Cuscuta campestris</i>	849	<i>Dendryphion penicillatum</i>	643
<i>Cuscuta epithimum</i>	849	<i>Depazea nodorum</i>	599
<i>Cuscuta</i> spp.	849	<i>Diapleella coniothyrium</i>	515
<i>Cyclaneusma minus</i>	413	<i>Diaporthe actinidiae</i>	418
<i>Cyclaneusma niveum</i>	414	<i>Diaporthe citri</i>	419
<i>Cycloconium oleaginum</i>	717	<i>Diaporthe nervisequa</i>	359
<i>Cycloconium phillyreae</i>	718	<i>Diaporthe parasitica</i>	408
<i>Cylindrocarpon destructans</i>	565	<i>Diaporthe populea</i>	410
<i>Cylindrocarpon faginatam</i>	563	<i>Diaporthe veneta</i>	359
<i>Cylindrocarpon heteronemum</i>	564	<i>Dickeya</i> spp.	265
<i>Cylindrocarpon mali</i>	564	<i>Didymascella thujina</i>	420
<i>Cylindrocarpon radicolica</i>	565	<i>Didymella bryoniae</i>	421
<i>Cylindrosporium castaneicolum</i>	555	<i>Didymella fabae</i>	422
<i>Cylindrosporium grevilleanum</i>	550	<i>Didymella lentis</i>	423
<i>Cylindrosporium olivae</i>	594	<i>Didymella limbalis</i>	546
<i>Cylindrosporium pruni-cerasi</i>	358	<i>Didymella lycopersici</i>	424
<i>Cylindrosporium hiemalis</i>	369	<i>Didymella melonis</i>	421
<i>Cylindrosporium padi</i>	369	<i>Didymella pinodes</i>	553
<i>Cymadothea trifolii</i>	415	<i>Didymella rabiei</i>	557
<i>Cystodendron dryophilum</i>	416	<i>Didymella zaeae-maydis</i>	558
<i>Cystopus candidus</i>	345	<i>Didymosphaeria populina</i>	766
<i>Cystopus cubicus</i>	346	<i>Didymosporina aceris</i>	603
<i>Cystopus tragopogonis</i>	346	Die-back	219
<i>Cytospora chrysosperma</i>	762	<i>Diplocarpon earliana</i>	425
<i>Cytospora cincta</i>	763	<i>Diplocarpon maculatum</i>	426
<i>Cytospora pinastri</i>	763	<i>Diplocarpon mespili</i>	426
<i>Cytospora rubescens</i>	763	<i>Diplocarpon soraueri</i>	426
<i>Cytosporina lata</i>	446	<i>Diplodia griffonii</i>	371
<i>Cytosporina ribis</i>	446	<i>Diplodia juglandicola</i>	371
<i>Cytosporina rubescens</i>	446	<i>Diplodia mutila</i>	373
<i>Cytosporina septospora</i>	552	<i>Diplodia pinea</i>	713

<i>Diplodia quercina</i>	373	<i>Drechslera teres</i>	670
<i>Diplodia sarmentorum</i>	572	<i>Drechslera tritici-repentis</i>	672
<i>Diplodina lycopersici</i>	424	<i>Drechslera tritici-vulgaris</i>	672
<i>Discosporium populeum</i>	410	<i>Drechslera turcica</i>	705
<i>Discostroma corticola</i>	427	<i>Drepanopeziza punctiformis</i>	431
<i>Discula umbrinella</i>	357	<i>Drepanopeziza sphaeroides</i>	432
<i>Discula platani</i>	359	Dweet mottle virus	102
<i>Ditylenchus communis</i>	777	Eggplant latent viroid	238
<i>Ditylenchus devaestratix</i>	777	Eggplant mottle dwarf virus	125
<i>Ditylenchus devaestratix narcissi</i>	777	<i>Elleiseilla mutica</i>	485
<i>Ditylenchus dipsaci</i>	777	<i>Elongiphinema italiae</i>	843
<i>Ditylenchus ecalis</i>	777	<i>Elsinoë ampelina</i>	433
<i>Ditylenchus havensteinii</i>	777	<i>Elsinoë quercus-ilicis</i>	434
<i>Ditylenchus hyacinthi</i>	777	<i>Embellisia alli</i>	435
<i>Ditylenchus putrefaciens</i>	777	Enanismo amarillo de la cebada, virus del	70
<i>Diversiphinema diversicaudatum</i>	839	Enanismo clorótico de la batata, virus del	192
<i>Diversiphinema index</i>	841	Enanismo del cacahuete, virus del	158
<i>Dorylaimus diversicaudatus</i>	839	Enanismo del ciruelo, virus del	181
<i>Dorylaimus elongatus</i>	801, 839	Enanismo del crisantemo, viroide del	229
<i>Dorylaimus primitivus</i>	834	Enanismo del lúpulo, viroide del	244
<i>Dothichiza populea</i>	410	Enanismo del trigo, virus del	222
<i>Dothidea astroidea</i>	638	Enanismo moteado de la berenjena, virus del	125
<i>Dothidea halepensis</i>	735	Enanismo ramificado del tomate, virus del	201
<i>Dothidea polyspora</i>	727	Enanismo rugoso del maíz, virus del	148
<i>Dothidea rubra</i>	646	<i>Endoconidiophora paradoxa</i>	382
<i>Dothidea zeae</i>	481	<i>Endomyces krusei</i>	505
<i>Dothidella trifolii</i>	415	<i>Endostigma inaequalis</i>	765
<i>Dothiorella dominicana</i>	428	<i>Endostigma pyrina</i>	767
<i>Dothistroma pini</i>	552	<i>Endothia gyrosa</i> var. <i>parasitica</i>	408
<i>Dothistroma septospora</i>	552	<i>Endothia parasitica</i>	408
<i>Drechslera avenae</i>	669	Enfermedad de la lima Rangpur	232
<i>Drechslera bififormis</i>	429	Enfermedad de la lima, virus de la	106
<i>Drechslera biseptata</i>	429	Enfermedad de la mala unión con el limonero rugoso	185
<i>Drechslera cynodontis</i>	391	Enfermedad vírica del champiñón	219
<i>Drechslera hawaiiensis</i>	392	Enrollado clorótico del albaricoquero, fitoplasma del	323
<i>Drechslera oryzae</i>	393	Enrollado de la hoja de la judía, virus del	77
<i>Drechslera sorghicola</i>	430		
<i>Drechslera sorokiniana</i>	394		
<i>Drechslera spicifera</i>	395		

Enrollado de la hoja de la patata, virus del	171
Enrollado de la hoja del cerezo, virus del	98
Enrollado de la vid, virus del	133
<i>Entomopeziza soraueri</i>	426
<i>Entomosporium maculatum</i>	426
<i>Entomosporium mespili</i>	426
<i>Entomosporium thuemenii</i>	426
Entrenudo corto infeccioso de la vid, virus del	130
<i>Entyloma boraginis</i>	437
<i>Entyloma calendulae</i>	436
<i>Entyloma leuco-maculans</i>	437
<i>Entyloma serotinum</i>	437
<i>Entylomella serotina</i>	437
<i>Ephippiodera latipons</i>	794
<i>Epichloë baconii</i>	438
<i>Epichloë clarkii</i>	439
<i>Epichloë festucae</i>	440
<i>Epichloë typhina</i>	441
<i>Erineum asclepiadeum</i>	406
<i>Erineum aureum</i>	731
<i>Erwinia amylovora</i> f.sp. <i>rubi</i>	267
<i>Erwinia amylovora</i> var. <i>nigrifluens</i>	257
<i>Erwinia amylovora</i>	267
<i>Erwinia carotovora</i> subsp. <i>atroseptica</i>	272
<i>Erwinia carotovora</i> subsp. <i>carotovora</i>	272, 274
<i>Erwinia carotovora</i>	272, 274
<i>Erwinia chrysanthemi</i>	265
<i>Erwinia nigrifluens</i>	257
<i>Erwinia nulandii</i>	269
<i>Erwinia persicina</i>	269
<i>Erwinia persicinus</i>	269
<i>Erwinia quercina</i>	258
<i>Erwinia rubrifaciens</i>	259
<i>Erwinia</i> sp.	270
<i>Erysiphe alchemillae</i>	715
<i>Erysiphealni</i>	613
<i>Erysiphe alphitoides</i>	536
<i>Erysiphe betae</i>	442
<i>Erysiphe betulae</i>	613
<i>Erysiphe cichoracearum</i>	488
<i>Erysiphe communis</i>	368, 442, 488
<i>Erysiphe communis</i> f. <i>betae</i>	442
<i>Erysiphe compositarum</i>	488
<i>Erysiphe euonymi-japonici</i>	443
<i>Erysiphe fuliginea</i>	714
<i>Erysiphe graminis</i>	368
<i>Erysiphe guttata</i>	613
<i>Erysiphe lamprocarpa</i>	488
<i>Erysiphe macularis</i>	715
<i>Erysiphe necator</i>	444
<i>Erysiphe pannosa</i>	716
<i>Erysiphe platani</i>	537
<i>Erysiphe polygoni</i>	442
<i>Erysiphe quercina</i>	536
<i>Erysiphe scorzonerae</i>	488
<i>Erysiphe suffulta</i>	613
<i>Erysiphe taurica</i>	519
<i>Erysiphe vanbruntiana</i> var. <i>sambuci- racemosae</i>	445
Estriado amarillo del puerro, virus del	139
European plum line pattern virus	60, 182
European stone fruit yellows phytoplasma	325
<i>Euryachora ulmi</i>	638
<i>Eustegia ilicis</i>	745
<i>Eutypa armeniaceae</i>	446
<i>Eutypa lata</i>	446
<i>Ewingella americana</i>	271
Excrecencias de la alfalfa, virus de las	
<i>Exoascus amygdali</i>	729
<i>Exoascus aureus</i>	731
<i>Exoascus deformans</i>	729
<i>Exobasidium japonicum</i>	448
<i>Exobasidium rhododendri</i>	449
<i>Exobasidium vaccinii</i> f. <i>rhododendri</i>	449
<i>Exobasidium vaccinii</i> var. <i>rhododendri</i>	449

<i>Exobasidium vacinii</i> var. <i>japonicum</i> . . .	448
Exocortis de los cítricos, viroide de la . . .	232
Faba bean necrotic yellows virus . . .	127
<i>Fabraea earliana</i>	425
<i>Fabraea maculata</i>	426
Falsa sharka	58
Falso amarillo de la remolacha, virus del . . .	83
Fig mosaic disease	128
Flavescencia dorada de la vid, fitoplasma asociado a la	331
<i>Fomes annosus</i>	502
<i>Fomes pini</i>	601
<i>Fomes pinicola</i>	451
Fomitiporia mediterranea	450
<i>Fomitiporia punctata</i>	450
Fomitopsis pinicola	451
Fruto pálido del pepino, viroide del . . .	244
Fulvia fulva	452
Fusarium arthrosporioides	453
<i>Fusarium avenaceum</i>	473
<i>Fusarium circinatum</i>	475
<i>Fusarium citriforme</i>	480
Fusarium culmorum	454
<i>Fusarium equiseti</i>	478
<i>Fusarium eumartii</i>	495
<i>Fusarium falcatum</i>	478
<i>Fusarium gibbosum</i>	478
<i>Fusarium graminearum</i>	481
<i>Fusarium heteronemum</i>	564
<i>Fusarium lateritium</i>	474
<i>Fusarium mali</i>	564
<i>Fusarium martii</i>	495
<i>Fusarium moniliforme</i>	476
<i>Fusarium moniliforme</i> var. <i>subglutinans</i>	479
<i>Fusarium nervisequum</i>	359
<i>Fusarium nivale</i>	541
Fusarium oxysporum f. sp. basilici . . .	455
Fusarium oxysporum f. sp. canariensis . . .	456
Fusarium oxysporum f. sp. ciceris . . .	457
Fusarium oxysporum f. sp. cubense . . .	458
Fusarium oxysporum f. sp. dianthi . . .	459
Fusarium oxysporum f. sp. gladioli . . .	460
Fusarium oxysporum f. sp. lycopersici . . .	461
Fusarium oxysporum f. sp. melongenae . . .	462
Fusarium oxysporum f. sp. melonis . . .	463
Fusarium oxysporum f. sp. niveum . . .	464
Fusarium oxysporum f. sp. phaseoli . . .	465
Fusarium oxysporum f. sp. radicis-cucumerinum	466
Fusarium oxysporum f. sp. radicis-lycopersici	467
<i>Fusarium platani</i>	359
Fusarium poae	468
<i>Fusarium proliferatum</i>	477
<i>Fusarium roseum</i>	481
<i>Fusarium roseum</i> var. <i>gibbosum</i>	478
<i>Fusarium scirpi</i>	478
Fusarium semitectum	469
<i>Fusarium solani</i>	495
Fusarium solani f. sp. cucurbitae	470
<i>Fusarium solani</i> f. sp. <i>eumartii</i>	495
<i>Fusarium solani</i> var. <i>coeruleum</i>	495
<i>Fusarium solani</i> var. <i>eumartii</i>	495
<i>Fusarium solani</i> var. <i>martii</i>	495
<i>Fusarium solani</i> var. <i>striatum</i>	495
<i>Fusarium sporotrichiella</i> var. <i>poae</i>	468
<i>Fusarium sporotrichiella</i> var. <i>tricinctum</i>	480
<i>Fusarium sporotrichioides</i> var. <i>tricinctum</i>	480
<i>Fusarium striatum</i>	495
<i>Fusarium subglutinans</i>	475, 479
<i>Fusarium subglutinans</i> f. sp. <i>pini</i>	475
<i>Fusarium tricinctum</i>	468, 480
<i>Fusicladium cerasi</i>	764
<i>Fusicladium dentriticum</i>	765
<i>Fusicladium pomi</i>	765
<i>Fusicladium pyracanthae</i>	719
<i>Fusicladium pyrorum</i>	767
<i>Fusicladium radiosum</i> var. <i>balsamiferae</i>	766

<i>Fusicladium virescens</i>	767	<i>Gloeosporium crassipes</i>	399
<i>Fusicoccum aesculi</i>	370, 428	<i>Gloeosporium fagi</i>	357
<i>Fusicoccum ribis</i>	372	<i>Gloeosporium fragariae</i>	425, 486
<i>Fusidium pyrinum</i>	767	<i>Gloeosporium frigidum</i>	594
<i>Fusisporium avenaceum</i>	473	<i>Gloeosporium lindemuthianum</i>	402
<i>Fusisporium solani</i>	495	<i>Gloeosporium nervisequum</i>	359
<i>Fusoma rubricosum</i>	531	<i>Gloeosporium olivae</i>	594
Gaeumannomyces graminis	471	<i>Gloeosporium platani</i>	359
<i>Gerlachia nivalis</i>	541	<i>Gloeosporium tiliae</i>	357
<i>Gibbera baccata</i>	474	<i>Gloeosporium salicicolum</i>	432
<i>Gibbera saubinetii</i>	481	<i>Gloeosporium tineum</i>	594
Gibberella avenacea	473	<i>Gloeosporium truncatulum</i>	603
Gibberella baccata	474	Glomerella cingulata	482
<i>Gibberella baccata</i> var. <i>moricola</i>	474	Glomerella gossypii	484
Gibberella circinata	475	Glomerella graminicola	485
Gibberella fujikuroi	476	Gnomonia comari	486
<i>Gibberella fujikuroi</i> var. <i>intermedia</i>	477	<i>Gnomonia errabunda</i>	357
<i>Gibberella fujikuroi</i> var. <i>subglutinans</i>	479	<i>Gnomonia erythrostoma</i>	358
Gibberella intermedia	477	<i>Gnomonia fragariae</i> f.sp. <i>fruticola</i>	486
Gibberella intricans	478	<i>Gnomonia fruticola</i>	486
<i>Gibberella lateritium</i>	474	<i>Gnomonia juglandis</i>	487
<i>Gibberella moricola</i>	474	Gnomonia leptostyla	487
<i>Gibberella pulicaris</i> subsp. <i>baccata</i>	474	<i>Gnomonia platani</i>	359
<i>Gibberella roseum</i>	481	<i>Gnomonia quercina</i>	357
<i>Gibberella saubinetii</i>	481	<i>Gnomonia veneta</i>	359
Gibberella subglutinans	479	<i>Gnomoniopsis cingulata</i>	482
Gibberella tricincta	480	Golovinomyces cichoracearum	488
Gibberella zeae	481	Grapefruit stem pitting	106
Gladiolus mosaic virus	78	Grapevine bois noir phytoplasma	329
<i>Gliocladium vermoeseni</i>	560	Grapevine court-noué virus	130
Globodera pallida	779	Grapevine fanleaf virus	130
Globodera rostochiensis	781	Grapevine flavescence dorée phytoplasma	331
<i>Globodera solanacearum</i>	783	Grapevine fleck virus	132
Globodera tabacum complex	783	Grapevine infectious degeneration virus	130
<i>Globodera virginiae</i>	783	Grapevine leaf roll-associated virus	133
<i>Gloeosporium allantoideum</i>	594	Grapevine marbrure virus	132
<i>Gloeosporium allantosporum</i>	594	Grapevine phloem-limited isometric virus	132
<i>Gloeosporium ampelophagum</i>	433	Grapevine yellow speckle viroid 1	239
<i>Gloeosporium amygdalinum</i>	398	Grapevine yellow speckle viroid 2	241
<i>Gloeosporium brunneum</i>	431		

<i>Graphiola phoenicis</i>	489
<i>Graphium</i> sp.	569
<i>Graphium ulmi</i>	569
Green-tomato atypical mosaic virus ...	197
<i>Griphosphaeria nivalis</i>	541
Groundnut stunt virus	158
Guar green sterile virus	75
Guignardia aesculi	490
Guignardia bidwellii	491
<i>Guignardia circumscissa</i>	646
<i>Gymnosporangium aurantiacum</i>	493
<i>Gymnosporangium clavariiforme</i>	492
<i>Gymnosporangium cornutum</i>	493
<i>Gymnosporangium fuscum</i>	494
<i>Gymnosporangium juniperi</i>	493
<i>Gymnosporangium juniperinum</i>	493
<i>Gymnosporangium sabinae</i>	494
<i>Haemanectria haematococca</i>	495
<i>Harknessia eucalypti</i>	497
<i>Helicobasidium brebissonii</i>	498
<i>Helicobasidium purpureum</i>	498
<i>Helminthosporium allii</i>	435
<i>Helminthosporium atrovirens</i>	499
<i>Helminthosporium avenae</i>	669
<i>Helminthosporium bifforme</i>	429
<i>Helminthosporium biseptatum</i>	429
<i>Helminthosporium brassicicola</i>	349
<i>Helminthosporium cynodontis</i>	391
<i>Helminthosporium echinulatum</i>	549
<i>Helminthosporium exasperatum</i>	549
<i>Helminthosporium hawaiiense</i>	392
<i>Helminthosporium hordei</i>	670
<i>Helminthosporium inconspicuum</i>	705
<i>Helminthosporium oryzae</i>	393
<i>Helminthosporium papaveris</i>	643
<i>Helminthosporium pyrurum</i>	765, 767
<i>Helminthosporium sigmoideum</i>	528
<i>Helminthosporium solani</i>	499
<i>Helminthosporium sorghicola</i>	430
<i>Helminthosporium spiciferum</i>	395
<i>Helminthosporium teres</i>	670
<i>Helminthosporium tritici-repentis</i>	672
<i>Helminthosporium tritici-vulgaris</i>	672
<i>Helminthosporium turcicum</i>	705
<i>Hendersonia crataegi</i>	427
<i>Hendersonia eucalyptina</i>	500
<i>Hendersonia lichenicola</i>	427
<i>Hendersonia maculans</i>	592
<i>Hendersonia nodorum</i>	599
<i>Herpotrichia juniperi</i>	501
<i>Herpotrichia nigra</i>	501
<i>Herpotrichia pinetorum</i>	501
<i>Heterobasidion annosum</i>	502
<i>Heterodera arenaria</i>	805
<i>Heterodera avenae</i>	784
<i>Heterodera bidera avenae</i>	784
<i>Heterodera cruciferae</i>	786
<i>Heterodera cyperi</i>	787
<i>Heterodera fici</i>	788
<i>Heterodera filipjevi</i>	789
<i>Heterodera goettingiana</i>	791
<i>Heterodera humuli</i>	793
<i>Heterodera incognita</i>	814
<i>Heterodera javanica</i>	817
<i>Heterodera latipons</i>	794
<i>Heterodera major</i>	784
<i>Heterodera mediterranea</i>	795
<i>Heterodera pallida</i>	779
<i>Heterodera paratrifolii</i>	798
<i>Heterodera rumicis</i>	798
<i>Heterodera schachtii</i>	784, 796
<i>Heterodera schachtii major</i>	784, 796
<i>Heterodera schachtii minor</i>	784
<i>Heterodera schachtii rostochiensis</i>	781
<i>Heterodera schachtii solani</i>	781
<i>Heterodera schachtii trifolii</i>	798
<i>Heterodera scleranthii</i>	798
<i>Heterodera solanacearum</i>	783
<i>Heterodera tabacum</i>	783
<i>Heterodera trifolii</i>	798

<i>Heterodera ustinovii</i>	784	<i>Kabatina thujae</i> var <i>juniperi</i>	507
<i>Heterodera virginiae</i>	783	<i>Kalmusia coniothyrium</i>	515
<i>Heterosporium dianthi</i>	549	Kat river disease virus	209
<i>Heterosporium echinulatum</i>	549	<i>Keithia thujina</i>	420
Hoja cuchara del tomate, virus de la . . .	212	<i>Khuskia oryzae</i>	508
Hoja curvada de los cítricos, viroide de la	230	Komnek virus	209
Hop latent viroid (HLVd)	243	<i>Kretzschmaria deusta</i>	509
Hop stunt viroid (HSVd)	244	Lactuca virus 1	143
Hop virus A	60	<i>Laestadia juniperi</i>	501
Hop virus B	182	<i>Laetiporus sulphureus</i>	510
Hop virus C	182	<i>Laetisaria fuciformis</i>	511
Hordeumvirus nanescens	70	<i>Lanosa nivalis</i>	541
Horse chesnut yellow mosaic virus	60	<i>Lasiodiplodia theobromae</i>	512
<i>Hyaloperonospora brassicae</i>	588	<i>Lasiosphaeria scabra</i>	501
<i>Hypochnus fuciformis</i>	511	<i>Lecanosticta acicola</i>	548
<i>Hypoderma pinastri</i>	523	Leek yellow stripe virus	139
<i>Hypodermella conjuncta</i>	521	Legume yellows virus	77
<i>Hypodermina nervisequa</i>	520	<i>Lembosia quercina</i>	513
<i>Hypomyces cancri</i>	495	Lepra de los cítricos	104
<i>Hypomyces fulvus</i>	647	<i>Lepteutypa cupressi</i>	514
<i>Hypomyces haematococcus</i>	495	<i>Leptodothiorella aesculicola</i>	490
<i>Hypomyces haematococcus</i> var. <i>cancr</i>	495	<i>Leptosphaeria alliariae</i>	517
<i>Hypoxyton deustum</i>	509	<i>Leptosphaeria coniothyrium</i>	515
<i>Hypoxyton mediterraneum</i>	503	<i>Leptosphaeria draconis</i>	516
<i>Hypoxyton necatrix</i>	690	<i>Leptosphaeria herpotrichoides</i>	598
<i>Hysterium juniperi</i>	522	<i>Leptosphaeria maculans</i>	517
<i>Hysterium juniperinum</i>	522	<i>Leptosphaeria nodorum</i>	599
<i>Hysterium pinastri</i>	523	<i>Leptosphaeria salvinii</i>	528
Impatiens necrotic spot virus	135	<i>Leptosphaerulina trifolii</i>	518
Impietratura disease	136	<i>Leptostroma pinastri</i>	523
Infectious variegation virus	109	<i>Leptostroma rostrupii</i>	524
<i>Inonotus rickii</i>	504	<i>Leptothyrium fragariae</i>	425
Ipomea yellow vein virus	196	<i>Leptothyrium juglandis</i>	487
Iris yellow spot virus	137	Lettuce big-vein virus	141
<i>Irpex</i> sp.	573	Lettuce mosaic virus	143
<i>Isariopsis griseola</i>	596	Lettuce yellows	327
<i>Issatchenkia orientalis</i>	505	<i>Leucocytospora cincta</i>	763
Jaspeado de la vid, virus del	132	<i>Leucostoma cinctum</i>	763
<i>Kabatiella prunicola</i>	506	<i>Leveillula cistacearum</i>	519
<i>Kabatina juniperi</i>	507	<i>Leveillula compositarum</i>	519

<i>Leveillula taurica</i>	519
<i>Libertella blepharis</i>	446
<i>Libertella fulva</i>	645
<i>Libertella rubra</i>	646
<i>Libertina effusa</i>	358
<i>Libertina stipata</i>	358
Lily mottle virus	216
Lime disease	106
Line pattern	58
Lirula nervisequia	520
Little leaf	338
Longidorus attenuatus	799
<i>Longidorus diversicaudatus</i>	839
Longidorus elongatus	801
Longidorus macrosoma	803
Lophodermella conjuncta	521
<i>Lophodermellina pinastri</i>	523
<i>Lophodermina juniperina</i>	522
<i>Lophodermium gilvum</i>	414
<i>Lophodermium juniperi</i>	522
Lophodermium juniperinum	522
Lophodermium pinastri	523
<i>Lophodermium pinicolum</i>	523
Lophodermium seditiosum	524
Lucerne enation virus	145
Lucerne mosaic virus	57
Lycopersicon virus 3	209
Lycopersicon virus 7	209
Lycopersicum virus 1	207
Lycopersicum virus 4	201
<i>Macrophoma dalmatica</i>	711
<i>Macrophoma hennebergii</i>	599
<i>Macrophoma oleae</i>	712
Macrophomina phaseolina	525
<i>Macrosporium solani</i>	353
Madera asurcada del manzano, virus de la	62
Madera estriada del manzano, virus de la	63
Madera negra de la vid, fitoplasma asociado a la	329
Magnaporthe grisea	526
Magnaporthe salvinii	528
Maize dwarf mosaic virus	146
Maize dwarf mosaic virus-B	190
Maize mosaic virus	146
Maize rough dwarf virus	148
Mal de Río Cuarto, virus del	148
Malva yellows virus	86
Mancha amarilla del iris	137
Mancha de la hoja del pepino, virus de la	115
Manchado foliar de los cítricos, virus del	102
Manchado solar del aguacate, viroide del	227
Manchas anulares de la papaya, virus de las	155
Manchas anulares de los cítricos, virus de las	104
Manchas cloróticas del manzano, virus del	58
Manchas necróticas del melón, virus de las	150
Manchas zonales del Pelargonio, virus de las	161
Marchitamiento del haba, virus del	90
<i>Marilleotia biseptata</i>	429
Markhorka tip chlorosis virus	209
Marmor betae	80
Marmor brassicae	217
Marmor cepae	154
Marmor cucumeris	116
Marmor dodecahedron	201
Marmor lactucae	143
Marmor medicaginis	57
Marmor solana	173
Marmor tabaci, Ceba U1	198
Marmor tulipae	216
Marmor umbellifarum	97
<i>Marsonnia fragariae</i>	425
<i>Marssoniella fragariae</i>	425
<i>Marssoniella juglandis</i>	487
<i>Marssonina brunea</i>	431
<i>Marssonina fragariae</i>	425
<i>Marssonina juglandis</i>	487
<i>Marssonina salicicola</i>	432

<i>Marssonina truncatula</i>	603	<i>Meloidogyne incognita</i>	814
<i>Marssonnia brunnea</i>	431	<i>Meloidogyne incognita acrita</i>	814
<i>Marssonnia populina</i>	431	<i>Meloidogyne incognita incognita</i>	814
<i>Marssonnia salicicolai</i>	432	<i>Meloidogyne incognita inornata</i>	814
<i>Marssonnia tremulae</i>	431	<i>Meloidogyne incognita wartellei</i>	814
<i>Marssonnia tremuloides</i>	431	<i>Meloidogyne inornata</i>	814
<i>Marthamyces panizzei</i>	530	<i>Meloidogyne javanica</i>	817
<i>Mastigosporium rubricosum</i>	531	<i>Meloidogyne javanica bauruensis</i>	817
<i>Mastigosporium rubricosum</i> var. <i>agrostidis</i>	531	<i>Meloidogyne javanica javanica</i>	817
<i>Medicago virus 2</i>	57	<i>Meloidogyne lordelloi</i>	817
<i>Megacladosporium cerasi</i>	764	<i>Meloidogyne lucknowica</i>	817
<i>Megacladosporium pyrorum</i>	767	Melon necrotic spot virus	150
<i>Melampsora allii-populina</i>	532	<i>Mesotylus gallicus</i>	846
<i>Melampsora euphorbiae</i>	535	Michigan alfalfa virus	77
<i>Melampsora</i> f. sp. <i>laricis</i>	534	<i>Micrococcus amylovorus</i>	267
<i>Melampsora</i> f. sp. <i>rostrupii</i>	534	<i>Microdiplodia histerioidea</i>	405
<i>Melampsora laricis</i>	534	<i>Microdochium nivale</i>	541
<i>Melampsora lini</i>	533	<i>Micronectriella nivalis</i>	541
<i>Melampsora pinitorqua</i>	534	<i>Microsphaera alni</i>	537
<i>Melampsora populnea</i>	534	<i>Microsphaera alni</i> f. sp. <i>platani</i>	537
<i>Melampsora ricini</i>	535	<i>Microsphaera alphitoides</i>	536
<i>Melampsora rostrupii</i>	534	<i>Microsphaera betae</i>	442
<i>Melampsora vaccinii</i>	561	<i>Microsphaera euonymi-japonici</i>	443
<i>Melampsora</i> f. sp. <i>pinitorqua</i>	534	<i>Microsphaera extensa</i>	536
<i>Melanomma coniothyrium</i>	515	<i>Microsphaera platani</i>	537
<i>Melanosorus acerinus</i>	686	<i>Microsphaera quercina</i>	536
<i>Melasmia acerina</i>	686	<i>Microsphaera vanbruntiana</i> var. <i>sambuci-</i>	
<i>Melasmia punctata</i>	687	<i>racemosae</i>	445
<i>Melasmia salicina</i>	688	<i>Microsphaeropsis concentrica</i>	405
<i>Meloidogyne acrita</i>	814	<i>Microsphaeropsis fockelii</i>	515
<i>Meloidogyne arenaria</i>	805	<i>Microstroma juglandis</i>	538
<i>Meloidogyne arenaria arenaria</i>	805	<i>Microstroma tonellianum</i>	506
<i>Meloidogyne arenaria thamesi</i>	805	Mild dark-green Tobacco mosaic virus ..	197
<i>Meloidogyne artiella</i>	808	Mild strain Tobacco mosaic virus	197
<i>Meloidogyne baetica</i>	810	Mirafiori lettuce virus	152
<i>Meloidogyne bauruensis</i>	817	<i>Mollisia earliana</i>	425
<i>Meloidogyne elegans</i>	814	<i>Monilia fructigena</i>	539
<i>Meloidogyne graham</i>	814	<i>Monilia krusei</i>	505
<i>Meloidogyne hapla</i>	811	<i>Monilia laxa</i>	540
<i>Meloidogyne hispanica</i>	813	<i>Monilinia fructigena</i>	539

<i>Monilinia laxa</i>	540	Moteado amarillo de la viña, viroide 1 del239	
<i>Monochaetia unicornis</i>	514	Moteado amarillo de la viña, viroide 2 del 241	
<i>Monographella nivalis</i>	541	Moteado atenuado del pimiento, virus del166	
<i>Monographella nivalis var. nivalis</i>	541	Moteado de la parietaria, virus del	157
<i>Monosporascus cannonballus</i>	543	Moteado de las venas del clavel, virus del 95	
<i>Monosporascus eutypoides</i>	543	Moteado del (tangor) Dweet, virus del . .102	
<i>Monotospora oryzae</i>	508	Moteado del clavel, virus del	93
<i>Morthiera mespili</i>	426	Moteado del haba, virus del	88
<i>Morthiera thuemenii</i>	426	Moteado suave (ligero, plumoso) de la batata, virus del	194
Mosaico 2 de la sandía	220	<i>Mucor niger</i>	682
Mosaico amarillo de la cebada, virus del .72		<i>Mucor stolonifer</i>	682
Mosaico amarillo de la judía, virus del . .75		Muskmelon mosaic virus	187
Mosaico amarillo del calabacín, virus del 223		Muskmelon yellow stunt virus	223
Mosaico común de la judía, virus del . . .75		Muskmelon yellows virus	83
Mosaico de la calabaza, virus del	187	<i>Myceloblastanon krusei</i>	505
Mosaico de la caña de azúcar, virus del .190		<i>Mycocentrospora cladosporioides</i>	545
Mosaico de la coliflor, virus del	96	<i>Mycosphaerella balsamopopuli</i>	554
Mosaico de la higuera, virus del	128	<i>Mycosphaerella buxicola</i>	546
Mosaico de la lechuga, virus del	143	<i>Mycosphaerella cerasella</i>	547
Mosaico de la remolacha, virus del	80	<i>Mycosphaerella citrullina</i>	421
Mosaico de las venas del trébol rojo, virus del	184	<i>Mycosphaerella dearnesii</i>	548
Mosaico del apio, virus del	97	<i>Mycosphaerella dianthi</i>	549
Mosaico del manzano, virus del	60	<i>Mycosphaerella fragariae</i>	550
Mosaico del nabo, virus del	217	<i>Mycosphaerella graminicola</i>	551
Mosaico del pepino dulce, virus del . . .163		<i>Mycosphaerella killiani</i>	415
Mosaico del pepino, virus del	116	<i>Mycosphaerella limbalis</i>	546
Mosaico del sur de la judía, virus del . .186		<i>Mycosphaerella maculiformis</i>	555
Mosaico del tabaco, virus del	198	<i>Mycosphaerella maydis</i>	558
Mosaico del tomate, virus del	207	<i>Mycosphaerella melonis</i>	421
Mosaico enanizante del maíz, cepa B del virus del	190	<i>Mycosphaerella pini</i>	552
Mosaico enanizante del maíz, virus del .146		<i>Mycosphaerella pinodes</i>	553
Mosaico latente del melocotonero, viroide del	246	<i>Mycosphaerella populi</i>	554
Mosaico rayado de la cebada, virus del . .69		<i>Mycosphaerella punctiformis</i>	555
Mosaico suave de la cebada, virus del . . .67		<i>Mycosphaerella pyri</i>	556
Mosaico verde atenuado del tabaco, virus del	197	<i>Mycosphaerella rabiei</i>	557
Mosaico verde jaspeado del pepino, virus del	114	<i>Mycosphaerella sentina</i>	556
		<i>Mycosphaerella zae-maydis</i>	558
		<i>Mycotoruloides krusei</i>	505
		<i>Myrothecium roridum</i>	559

<i>Naemacyclus minor</i>	413	<i>Oidium asteris-punicea</i>	488
<i>Naemacyclus niveus</i>	414	<i>Oidium erysiphoides</i>	442, 714
<i>Naemaspora chrysoesperma</i>	762	<i>Oidium erysiphoides f. mangiferae</i>	567
<i>Nakatea sigmoidea</i>	528	<i>Oidium euonymi-japonici</i>	443
<i>Nalanthamala vermoesenii</i>	560	<i>Oidium farinosum</i>	644
<i>Naohidemyces vaccinii</i>	561	<i>Oidium fragariae</i>	715
Nasturtium ringspot virus	90	<i>Oidium leucoconium</i>	716
Necrosis del mosaico común de la judía, virus de la	73	<i>Oidium mangiferae</i>	567
<i>Nectria cancri</i>	495	<i>Oidium mespili</i>	644
<i>Nectria cinnabarina</i>	562	<i>Oidium monilioides</i>	368
<i>Nectria coccinea</i>	563	<i>Oidium quercinum</i>	536
<i>Nectria galligena</i>	564	<i>Oidium sp.</i>	537, 613
<i>Nectria haematococca</i>	495	<i>Oidium tuckeri</i>	444
<i>Nectria radicolica</i>	565	<i>Olpidiaster radices</i>	568
<i>Nectria rousselliana</i>	647	<i>Olpidium brassicae</i>	568
<i>Nectriella rousselliana</i>	647	Onion yellow dwarf virus	154
<i>Nematosporangium aphanidermatum</i> ..	673	<i>Ophiobolus graminis</i>	471
<i>Neonectria galligena</i>	564	<i>Ophiobolus miyabeanus</i>	393
<i>Neonectria radicolica</i>	565	<i>Ophiobolus sativus</i>	394
<i>Neotyphodium coenophialum</i>	566	<i>Ophiostoma novo-ulmi</i>	569
Nervaduras amarillas y necróticas, virus de las	81	<i>Ophiostoma paradoxum</i>	382
Nervaciones gruesas de la lechuga (“Big vein”), virus de las	152	<i>Ophiostoma piceae</i>	571
<i>Nigrospora gallarum</i>	508	<i>Ophiostoma ulmi</i>	570
<i>Nigrospora gossypii</i>	508	<i>Orobancha cernua var. cumana</i>	851
<i>Nigrospora oryzae</i>	508	<i>Orobancha crenata</i>	851
<i>Nigrospora sphaerica</i>	508	<i>Orobancha cumana</i>	851
<i>Notariella rousselliana</i>	647	<i>Orobancha ramosa</i>	851
<i>Nummularia mediterranea</i>	503	<i>Orobancha spp</i>	851
<i>Nummularia repandoides</i>	503	<i>Othia spiraeae</i>	572
<i>Numulariola mediterranea</i>	503	<i>Oxyporus latemarginatus</i>	573
Oat red leaf virus	70	<i>Oxyuris incognita</i>	814
<i>Oedecephalum lineatum</i>	502	P.O. pea streak virus	90
<i>Oidiopsis boroginaceis</i>	519	Papaya distortion ringspot virus	155
<i>Oidiopsis cynarae</i>	519	Papaya mosaic virus	155
<i>Oidiopsis gigaspora</i>	519	Papaya ringspot virus	155
<i>Oidiopsis taurica</i>	519	Para-tobacco mosaic virus	197
<i>Oidium alphitoides</i>	536	<i>Paratrichodorus christiei</i>	819
		<i>Paratrichodorus minor</i>	819
		<i>Paratrichodorus pachydermus</i>	820
		<i>Paratrichodorus teres</i>	821

Parietaria mottle virus	157	Penicillium expansum	576
Parry's disease	333	Penicillium fagi	577
Parsley virus 3	90	<i>Penicillium gerundense</i>	580
<i>Passalora circumcissa</i>	547	Penicillium gladioli	578
<i>Passarola graminis</i>	697	Penicillium variabile	579
Peach chlorotic leaf roll virus	325	<i>Penicillium vermoesenii</i>	560
Peach latent mosaic viroid	246	Penicillium verrucosum	580
Pea leaf roll virus	77	Pepino mosaic virus	163
Pea mosaic virus	78	Pepper mild mottle virus	166
Pea necrosis virus	113	<i>Periconiella musae</i>	503
Peach ringspot	182	<i>Peridermium cornui</i>	406
Peach stunt virus	184, 181	<i>Peridermium indicum</i>	407
Peanut bud necrosis virus	209	<i>Peridermium kurilense</i>	407
Peanut chlorotic ring mottle virus	75	<i>Peridermium pini</i> f. <i>corticola</i>	406
Peanut mild mottle virus	75	<i>Peridermium strobi</i>	407
Peanut stripe virus	75	<i>Perofascia lepidii</i>	588
Peanut stunt virus	158	<i>Peronoplasmopara cubensis</i>	648
Pear "moria"	333	<i>Peronoplasmopara humuli</i>	649
Pear blister canker viroid	248	<i>Peronospora viticola</i>	637
Pear decline phytoplasma	333	Peronospora arborescens	581
Pear leaf curl	333	<i>Peronospora betae</i>	586
Pear ring mosaic virus	58	<i>Peronospora brassicae</i>	588
Pear ring pattern mosaic virus	58	<i>Peronospora cactorum</i>	614
Pear stony pit disease	63	<i>Peronospora cheiranthi</i>	588
Pear vein yellows virus	63	Peronospora chlorae	582
Pectobacterium atrosepticum	272	Peronospora conglomerata	583
<i>Pectobacterium carotovorum</i> subsp. <i>atrosepticum</i>	272	<i>Peronospora cubensis</i>	648
Pectobacterium carotovorum subsp. <i>carotovorum</i>	274	<i>Peronospora dentaria</i>	588
<i>Pectobacterium chrysanthemi</i>	265	Peronospora destructor	584
Pelargonium flower-break virus	159	Peronospora euphorbiae	585
Pelargonium line pattern virus	160	Peronospora farinosa f. sp. <i>betae</i>	586
Pelargonium ring pattern virus	160	<i>Peronospora gangliiformis</i>	380
Pelargonium zonate spot virus	161	<i>Peronospora graminicola</i>	693
<i>Pellicularia filamentosa</i>	732	<i>Peronospora halstedii</i>	636
<i>Pellicularia rolfsii</i>	367	<i>Peronospora humuli</i>	649
<i>Penicillium casei</i>	580	Peronospora hyoscyami f. sp. <i>tabacina</i> ..	587
Penicillium chrysogenum	574	<i>Peronospora infestans</i>	624
Penicillium digitatum	575	<i>Peronospora nicotianae</i>	587
		Peronospora parasitica	588
		<i>Peronospora schachtii</i>	586

<i>Peronospora schleideni</i>	584	<i>Phoma exigua</i> var. <i>heteromorpha</i>	604
<i>Peronospora setariae</i>	693	<i>Phoma fimeti</i>	605
<i>Peronospora stactices</i>	589	<i>Phoma hennebergii</i>	599
<i>Peronospora tabacina</i>	587	<i>Phoma lingam</i>	517
<i>Peronospora viciae</i>	590	<i>Phoma lycopersici</i>	424
<i>Peronospora viticola</i>	637	<i>Phoma napobrassicae</i>	517
<i>Pesotum ulmi</i>	569	<i>Phoma obtusa</i>	371
<i>Pestalotia funerea</i>	591	<i>Phoma oleracea</i>	517
<i>Pestalotia maculans</i>	592	<i>Phoma pini</i>	684
<i>Pestalotia palmarum</i>	593	<i>Phoma pomorum</i>	606
<i>Pestalotia unicornis</i>	514	<i>Phoma populea</i>	410
<i>Pestalotiopsis dictyochaeta</i>	591	<i>Phoma prunicola</i>	606
<i>Pestalotiopsis funerea</i>	591	<i>Phoma rabiei</i>	557
<i>Pestalotiopsis maculans</i>	592	<i>Phoma spinaciae</i>	640
<i>Pestalotiopsis palmarum</i>	593	<i>Phoma tabifica</i>	640
Petunia ringspot virus	90	<i>Phoma terrestris</i>	668
<i>Pezicula alba</i>	594	<i>Phoma uvicola</i>	491
<i>Peziza abietis</i>	381	<i>Phoma zaeae-maydis</i>	558
<i>Peziza earliana</i>	425	<i>Phomopsis amygdali</i>	607
<i>Peziza sclerotiorum</i>	695	<i>Phomopsis asparagui</i>	608
<i>Phacidium medicaginis</i>	650	<i>Phomopsis californica</i>	419
<i>Phaeoacremonium aleophilum</i>	739	<i>Phomopsis caribaea</i>	419
<i>Phaeoacremonium chlamydosporum</i> ..	597	<i>Phomopsis citri</i>	419
<i>Phaeocryptopus gaeumannii</i>	595	<i>Phomopsis cytospora</i>	419
<i>Phaeoisariopsis griseola</i>	596	<i>Phomopsis juniperivora</i>	609
<i>Phaeomoniella chlamydospora</i>	597	<i>Phomopsis ribis</i>	446
<i>Phaeosphaeria herpotrichoides</i>	598	<i>Phomopsis sclerotioides</i>	610
<i>Phaeosphaeria nodorum</i>	599	<i>Phomopsis viticola</i>	611
Phaseolus virus 1	75	<i>Phomopsis effusa</i>	358
Phaseolus virus 2	78	<i>Phomopsis stipata</i>	358
<i>Phellinus pini</i>	601	<i>Phragmidium mucronatum</i>	612
<i>Phialophora cinerescens</i>	602	<i>Phyllachora halepensis</i>	735
<i>Phloeospora aceris</i>	603	<i>Phyllachora medicaginis</i>	650
<i>Phloeospora padi</i>	369	<i>Phyllactinia berberidis</i>	613
<i>Phlyctema vagabunda</i>	594	<i>Phyllactinia corylea</i>	613
<i>Phoma betae</i>	640	<i>Phyllactinia guttata</i>	613
<i>Phoma brassicae</i>	517	<i>Phyllactinia suffulta</i>	613
<i>Phoma concentrica</i>	405	<i>Phyllosticta ampellicida</i>	491
<i>Phoma cucurbitacearum</i>	421	<i>Phyllosticta betae</i>	640
<i>Phoma exigua</i>	361	<i>Phyllosticta citrullina</i>	421

<i>Phyllosticta grandimaculans</i>	486	<i>Phytophthora pini</i> var. <i>antirrhini</i>	618
<i>Phyllosticta limbalis</i>	546	<i>Phytophthora porri</i>	630
<i>Phyllosticta maculiformis</i>	555	<i>Phytophthora ramorum</i>	631
<i>Phyllosticta maydis</i>	558	<i>Phytophthora syringae</i>	632
<i>Phyllosticta prunicola</i>	606	<i>Phytophthora terrestris</i>	627
<i>Phyllosticta rabiei</i>	557	<i>Phytophthora theobromae</i>	628
<i>Phyllosticta</i> sp.	530	<i>Piggottia astroidea</i>	638
<i>Phyllosticta sphaeropoidea</i>	490	<i>Piggottia ulmi</i>	638
<i>Phyllosticta spinaciae</i>	640	<i>Pileolaria terebinthi</i>	633
<i>Phyllosticta tabifica</i>	640	Pineapple side rot virus	209
<i>Phyllosticta uvicola</i>	491	Pineapple yellow spot virus	209
<i>Physalospora obtusa</i>	371	Pittosporum vein clearing virus	125
<i>Phytomonas pisi</i>	293	Pittosporum vein yellowing virus	125
<i>Phytophthora allii</i>	627	<i>Plasmodiophora brassicae</i>	63
<i>Phytophthora cactorum</i>	614	<i>Plasmopara amurensis</i>	637
<i>Phytophthora cactorum</i> subvar. <i>syringae</i>	632	<i>Plasmopara crustosa</i>	635
<i>Phytophthora cactorum</i> var. <i>applanata</i>	618	<i>Plasmopara cubensis</i>	648
<i>Phytophthora cambivora</i>	615	<i>Plasmopara halstedii</i>	636
<i>Phytophthora capsici</i>	616	<i>Plasmopara helianthi</i>	636
<i>Phytophthora cinnamomi</i>	617	<i>Plasmopara humuli</i>	649
<i>Phytophthora citricola</i>	618	<i>Plasmopara nivea</i>	635
<i>Phytophthora citrophthora</i>	619	<i>Plasmopara podagrariae</i>	635
<i>Phytophthora cryptogea</i>	620	<i>Plasmopara umbelliferarum</i>	635
<i>Phytophthora drechsleri</i>	621	<i>Plasmopara viticola</i>	637
<i>Phytophthora erythroseptica</i> var. <i>drechsleri</i>	621	<i>Platychora ulmi</i>	638
<i>Phytophthora erythroseptica</i>	622	<i>Pleiochaeta setosa</i>	639
<i>Phytophthora faberi</i>	628	<i>Plenodomus lingan</i>	517
<i>Phytophthora hibernalis</i>	623	<i>Pleospora allii</i>	641
<i>Phytophthora hydrophila</i>	616	<i>Pleospora armeriae</i>	641
<i>Phytophthora imperfecta</i> var. <i>citrophthora</i>	619	<i>Pleospora australis</i>	641
<i>Phytophthora infestans</i>	624	<i>Pleospora bardanae</i>	643
<i>Phytophthora megasperma</i>	626	<i>Pleospora betae</i>	640
<i>Phytophthora melongenae</i>	627	<i>Pleospora björlingii</i>	640
<i>Phytophthora nicotianae</i>	627	<i>Pleospora dianthi</i>	641
<i>Phytophthora omnivora</i>	614, 628	<i>Pleospora evonymi</i>	641
<i>Phytophthora palmivora</i>	616, 628	<i>Pleospora glossulariae</i>	641
<i>Phytophthora parasitica</i>	627	<i>Pleospora herbarum</i>	641
<i>Phytophthora parasitica</i> var. <i>capsici</i>	616	<i>Pleospora papaveracea</i>	643
<i>Phytophthora phaseoli</i>	629	<i>Pleospora pellita</i> var. <i>bardanae</i>	643
<i>Phytophthora pini</i>	618	<i>Pleospora putrefaciens</i>	641

<i>Pleospora trifolii</i>	518
<i>Pleotrachelus brassicae</i>	568
<i>Pleurographium necator</i>	690
Plum bark split	58
Plum line pattern virus	182
Plum pox virus	168
Plum pseudopox	58
<i>Plyctaena vagabunda</i>	594
<i>Podosphaera fuliginea</i>	714
<i>Podosphaera leucotricha</i>	644
<i>Podosphaera pannosa</i>	716
Podredumbre de las raicillas de los cítricos	106
<i>Poliporus rickii</i>	503
<i>Poliporus</i> sp.	573
<i>Pollaccia elegans</i>	766
<i>Polystigma acerinum</i>	686
<i>Polystigma fulvum</i>	645
<i>Polystigma ochraceum</i>	645
<i>Polystigma rubrum</i>	646
<i>Polystigmia rubra</i>	646
<i>Polythrincium trifolii</i>	415
<i>Poria</i> sp.	573
Potato corky ring-spot virus	199
Potato interveinal mosaic virus	174
Potato latent virus	176
Potato leaf roll virus	171
Potato leaf rolling mosaic virus	174
Potato mild mosaic virus	173, 176
Potato mottle virus	176
Potato paracrinkle virus	174
Potato phloem necrosis virus	171
Potato stem mottle virus	199
Potato stolbur phytoplasma	336
Potato virus A	173
Potato virus E	174
Potato virus M	174
Potato virus P	173
Potato virus S	175
Potato virus X	176
Potato virus Y	178
<i>Pratylenchoides guevarai</i>	846
<i>Pratylenchus capitatus</i>	825
<i>Pratylenchus clavicaudatus</i>	823
<i>Pratylenchus coffeae</i>	822
<i>Pratylenchus crenatus</i>	823
<i>Pratylenchus globulicola</i>	827
<i>Pratylenchus goodeyi</i>	824
<i>Pratylenchus mahogani</i>	822
<i>Pratylenchus minyus</i>	825
<i>Pratylenchus musicola</i>	822
<i>Pratylenchus neglectus</i>	825
<i>Pratylenchus neocapitatus</i>	825
<i>Pratylenchus penetrans</i>	827
<i>Pratylenchus pratensis</i>	822
<i>Pratylenchus similis</i>	825
<i>Pratylenchus thornei</i>	829
<i>Pratylenchus vulnus</i>	831
<i>Pratylenchus zaeae</i>	832
Proliferación del manzano, fitoplasma de la	323
<i>Propolis nivea</i>	414
<i>Propolis panizzei</i>	530
<i>Protomyces graminicola</i>	693
Protuberancias nerviales de los cítricos ..	110
Prune dwarf virus	181
Prunus necrotic ringspot virus	182
Prunus ringspot virus	182
Prunus virus 7	168
<i>Pseudocercospora cladosporioides</i>	545
<i>Pseudocochliobolus spicifer</i>	395
<i>Pseudomonas aptata</i>	287
<i>Pseudomonas cichorii</i>	276
<i>Pseudomonas corrugata</i>	277
<i>Pseudomonas fluorescens</i>	279
<i>Pseudomonas helianthi</i>	289
<i>Pseudomonas lachrymans</i>	290
<i>Pseudomonas marginalis</i> pv. <i>marginalis</i>	280
<i>Pseudomonas marginalis</i>	280
<i>Pseudomonas mediterranea</i>	281

<i>Pseudomonas mori</i>	291	<i>Puccinia antirrhini</i>	652
<i>Pseudomonas phaseolicola</i>	282	<i>Puccinia asparagi</i>	653
<i>Pseudomonas pisi</i>	293	<i>Puccinia buxi</i>	654
<i>Pseudomonas savastanoi</i> pv.		<i>Puccinia calcitrapae</i> var. <i>centaureae</i> ..	655
<i>phaseolicola</i>	282	<i>Puccinia carthami</i>	655
<i>Pseudomonas savastanoi</i> pv. <i>retacarpa</i>	284	<i>Puccinia centaureae</i>	655
<i>Pseudomonas savastanoi</i> pv.		<i>Puccinia coronata</i>	656
<i>savastanoi</i>	285	<i>Puccinia coronifera</i>	656
<i>Pseudomonas savastanoi</i>	285	<i>Puccinia dispersa</i>	663
<i>Pseudomonas solanacearum</i>	300	<i>Puccinia glumarum</i>	666
<i>Pseudomonas syringae</i> pv. <i>aptata</i>	287	<i>Puccinia graminis</i>	657, 665
<i>Pseudomonas syringae</i> pv.		<i>Puccinia graminis</i> subsp. <i>graminis</i> ...	657
<i>coriandricola</i>	288	<i>Puccinia graminis</i> var. <i>tritici</i>	657
<i>Pseudomonas syringae</i> pv. <i>helianthi</i> ..	289	<i>Puccinia hordei</i>	659
<i>Pseudomonas syringae</i> pv. <i>lachrymans</i>	290	<i>Puccinia lolii</i>	656
<i>Pseudomonas syringae</i> pv. <i>mori</i>	291	<i>Puccinia menthae</i>	660
<i>Pseudomonas syringae</i> pv.		<i>Puccinia pelargonii-zonalis</i>	661
<i>morsprunorum.</i>	292	<i>Puccinia porri</i>	662
<i>Pseudomonas syringae</i> pv. <i>phaseolicola</i>	282	<i>Puccinia recondita</i>	663
<i>Pseudomonas syringae</i> pv. <i>pisii</i>	293	<i>Puccinia rubigo-vera</i>	663
<i>Pseudomonas syringae</i> pv. <i>syringae</i> ..	294	<i>Puccinia simplex</i>	659
<i>Pseudomonas syringae</i> pv. <i>tabaci</i>	296	<i>Puccinia sorghi</i>	665
<i>Pseudomonas syringae</i> pv. <i>tomato</i>	297	<i>Puccinia striiformis</i>	666
<i>Pseudomonas syringae</i> subsp. <i>savastanoi</i>	285	<i>Puccinia tritici</i>	666
<i>Pseudomonas syringae</i>	294	<i>Puccinia triticina</i>	663
<i>Pseudomonas tabaci</i>	296	<i>Pucciniastrum vaccinii</i>	561
<i>Pseudomonas tolaasii</i>	298	Punteado necrótico del clavel, virus del	. 94
<i>Pseudomonas tomato</i>	297	<i>Pyrenochaeta lycopersici</i>	667
<i>Pseudomonas viridiflava</i>	299	<i>Pyrenochaeta terrestris</i>	668
<i>Pseudonectria rousseliana</i>	647	<i>Pyrenophora avenae</i>	669
<i>Pseudoperonospora celtidis</i> var. <i>humuli</i>	649	<i>Pyrenophora sarcocystis</i>	672
<i>Pseudoperonospora cubensis</i>	648	<i>Pyrenophora teres</i>	670
<i>Pseudoperonospora humuli</i>	649	<i>Pyrenophora trichostoma</i>	672
<i>Pseudopeziza jaapi</i>	369	<i>Pyrenophora tritici-repentis</i>	672
<i>Pseudopeziza medicaginis</i>	650	<i>Pyricularia grisea</i>	526
<i>Pseudosphaeria trifolii</i>	518	<i>Pyricularia oryzae</i>	526
Psoriasis de los cítricos, virus de la	104	<i>Pythiacystis citrophthora</i>	619
<i>Pseudocercospora circumscissa</i>	547	<i>Pythiomorpha miyabeana</i>	626
<i>Puccinia allii</i>	651	<i>Pythium aphanidermatum</i>	673
<i>Puccinia anomala</i>	659	<i>Pythium dactyliferum</i>	675

<i>Pythium fabae</i>	675
<i>Pythium intermedium</i>	674
<i>Pythium irregulare</i>	675
<i>Pythium paroeccandrum</i>	676
<i>Pythium polymorphon</i>	675
<i>Pythium ultimum</i>	677
<i>Pythium ultimum</i> var. <i>sporangiferum</i> ..	677
<i>Pythium ultimum</i> var. <i>ultimum</i>	677
Quick decline	106
Radish yellows virus	86
<i>Ralstonia solanacearum</i>	300
<i>Ramularia ampelophaga</i>	433
<i>Ramularia brunnea</i>	550
<i>Ramularia cynarae</i>	678
<i>Ramularia destructans</i>	565
<i>Ramularia grevilleana</i>	550
<i>Ramularia tulasnei</i>	550
<i>Ramularia vallisumbrosae</i>	679
Rangpur lime disease	232
Rayado del banano, virus del	66
Red clover vein mosaic virus	184
Red currant necrotic ringspot virus	182
<i>Rhadoocline pseudotsugae</i>	680
<i>Rheosporangium aphanidermatum</i>	673
<i>Rhitisma quercinum</i>	741
<i>Rhizoctonia bataticola</i>	525
<i>Rhizoctonia crocorum</i>	498
<i>Rhizoctonia solani</i>	732
<i>Rhizoctonia violacea</i>	498
<i>Rhizophoma pini</i>	684
<i>Rhizopus artocarp</i>	682
<i>Rhizopus niger</i>	682
<i>Rhizopus nigricans</i>	682
<i>Rhizopus oryzae</i>	681
<i>Rhizopus stolonifer</i>	682
<i>Rhizopycnis vagum</i>	683
<i>Rhizosphaera kalkhoffii</i>	684
<i>Rhodococcus fascians</i>	302
Rhubarb virus 5	189
<i>Rhynchosphaeria cupressi</i>	514
<i>Rhynchosporium secalis</i>	685
<i>Rhysotoheca viticola</i>	637
<i>Rhytisma acerinum</i>	686
<i>Rhytisma pseudoplatani</i>	686
<i>Rhytisma punctatum</i>	687
<i>Rhytisma salicinum</i>	688
<i>Rigidoporus</i> sp.	573
Rizado amarillo del tomate, virus del ..	212
Rizado de la hoja de la batata, virus del	196
Rizomanía de la remolacha, virus de la ..	81
Robinia mosaic virus	158
<i>Roestelia cornuta</i>	493
Rose chlorotic mottle virus	182
Rose infectious chlorosis virus	60
Rose line pattern virus	182
Rose mosaic virus	60
Rose vein banding virus	182
Rose yellow vein mosaic virus	182
<i>Rosellinia andurnensis</i> var. <i>minor</i>	689
<i>Rosellinia minor</i>	689
<i>Rosellinia necatrix</i>	690
Rosetta del pesco	189
Rotura de la flor del pelargonium, virus de la	159
Rough bark	58
Rough lemon bud union crease disease	185
Ruptura del color del tulipán, virus de la	216
<i>Saccharomyces krusei</i>	505
Sambucus ringspot	98
Scaly bark	104
Scaly butt	232
<i>Schizothyrium obscurum</i>	523
<i>Scirrhia acicola</i>	548
<i>Scirrhia pini</i>	552
<i>Sclerophoma pini</i>	684
<i>Sclerophoma pithyophila</i>	727
<i>Sclerophthora macrospora</i>	692
<i>Sclerospora graminicola</i>	693
<i>Sclerospora graminicola</i> var. <i>setariae-italicae</i>	693

<i>Sclerospora macrospora</i>	692	<i>Septoria petroselini</i> var. <i>apii</i>	700
<i>Sclerospora setariae-italicae</i>	693	<i>Septoria populi</i>	554
<i>Sclerotinia camelliae</i>	387	<i>Septoria pyri</i>	556
<i>Sclerotinia cinerea</i>	540	<i>Septoria pyricola</i>	556
<i>Sclerotinia draytonii</i>	374	<i>Septoria rubra</i>	646
<i>Sclerotinia fructigena</i>	539	<i>Septoria stipata</i>	358
<i>Sclerotinia fuckeliana</i>	375	<i>Septoria tritici</i>	551
<i>Sclerotinia gladioli</i>	726	<i>Septoria unedonis</i> var. <i>vellanensis</i>	704
<i>Sclerotinia intermedia</i>	694	<i>Septoria viticola</i>	491
<i>Sclerotinia laxa</i>	540	<i>Setosphaeria turcica</i>	705
<i>Sclerotinia libertiana</i>	695	Sharka, virus de la	168
<i>Sclerotinia minor</i>	694	<i>Sirococcus strobilinus</i>	706
<i>Sclerotinia sclerotiorum</i>	695	Solanum virus 1	176
<i>Sclerotium bataticola</i>	525	Solanum virus 11	174
<i>Sclerotium cepivorum</i>	696	Solanum virus 2	178
<i>Sclerotium clavus</i>	390	Solanum virus 3	173
<i>Sclerotium gladioli</i>	726	Solanum virus 7	174
<i>Sclerotium oryzae</i>	528	Sour cherry necrotic ringspot virus	182
<i>Sclerotium rolfisii</i>	367	Sour cherry yellows virus	181
<i>Scolecotrichum graminis</i>	697	Southern bean mosaic virus	186
<i>Seimatosporium lichenicola</i>	427	Southern bean mosaic virus 1	186
<i>Seiridium cardinale</i>	698	Specific watermelon mosaic virus	155
<i>Seiridium cupressi</i>	514	<i>Sphacelia segetum</i>	390
<i>Seiridium unicorne</i>	514	<i>Sphacelia typhina</i>	441
<i>Selenosporium equiseti</i>	478	<i>Sphaceloma ampelinum</i>	433
<i>Selenosporium tricinctum</i>	480	<i>Sphaceloma pruni</i>	707
<i>Septoria acicola</i>	548	<i>Sphaceloma siculum</i>	708
<i>Septoria affusa</i>	358	<i>Sphaceloteca destruens</i>	709
<i>Septoria ampelina</i>	699	<i>Sphaceloteca sorghi</i>	710
<i>Septoria apii</i>	700	<i>Sphaerella bryoniae</i>	421
<i>Septoria apiicola</i>	700	<i>Sphaerella cerasella</i>	547
<i>Septoria apii-graveolentis</i>	700	<i>Sphaerella cinerascens</i>	765
<i>Septoria cannabis</i>	701	<i>Sphaerella fragariae</i>	550
<i>Septoria glumarum</i>	599	<i>Sphaerella graminicola</i>	551
<i>Septoria lycopersici</i>	702	<i>Sphaerella inaequalis</i>	765
<i>Septoria murina</i>	703	<i>Sphaerella pinodes</i>	553
<i>Septoria nodorum</i>	599	<i>Sphaerella populi</i>	554
<i>Septoria padi</i>	369	<i>Sphaerella pyri</i>	556
<i>Septoria pallens</i>	358	<i>Sphaeria abietis</i>	761
<i>Septoria passerinii</i>	703	<i>Sphaeria alliariae</i>	517

<i>Sphaeria baccata</i>	474	<i>Sphaeropsis pini</i>	684
<i>Sphaeria bidwellii</i>	491	<i>Sphaeropsis sapinea</i>	713
<i>Sphaeria bryoniae</i>	421	<i>Sphaerotheca fuliginea</i>	714
<i>Sphaeria buxicola</i>	546	<i>Sphaerotheca humuli</i>	715
<i>Sphaeria cinerascens</i>	765	<i>Sphaerotheca humuli</i> var. <i>fuliginea</i>	714
<i>Sphaeria cinnabarina</i>	562	<i>Sphaerotheca leucotricha</i>	644
<i>Sphaeria concava</i>	363, 745	<i>Sphaerotheca macularis</i>	715
<i>Sphaeria coniothyrium</i>	515	<i>Sphaerotheca macularis</i> f. sp. <i>fragariae</i> .	715
<i>Sphaeria deusta</i>	509	<i>Sphaerotheca macularis</i> var. <i>fuliginea</i> .	714
<i>Sphaeria erythostroma</i>	358	<i>Sphaerotheca mali</i>	644
<i>Sphaeria flaccida</i>	406	<i>Sphaerotheca pannosa</i>	716
<i>Sphaeria fragariae</i>	550	<i>Sphaerotheca pannosa</i> var. <i>rosae</i>	716
<i>Sphaeria friesii</i>	761	<i>Sphaerulina trifolii</i>	518
<i>Sphaeria fulva</i>	647	<i>Spilocaea eryobotryae</i>	719
<i>Sphaeria ilicina</i>	745	<i>Spilocaea oleagina</i>	717
<i>Sphaeria juglandis</i>	487	<i>Spilocaea phillyreae</i>	718
<i>Sphaeria juniperi</i>	501	<i>Spilocaea pomi</i>	765
<i>Sphaeria leptostyla</i>	487	<i>Spilocaea pyracanthae</i>	719
<i>Sphaeria lingam</i>	517	<i>Spilosticta inaequalis</i>	765
<i>Sphaeria maculans</i>	517	Spinach blight virus	116
<i>Sphaeria malorum</i>	373	<i>Spiroplasma citri</i>	338
<i>Sphaeria mediterranea</i>	503	<i>Spondylocadium atrovirens</i>	499
<i>Sphaeria mutila</i>	373	<i>Spongospora subterranea</i>	720
<i>Sphaeria obtusa</i>	371	<i>Sporocadus maculans</i>	592
<i>Sphaeria papaveris</i>	643	<i>Sporothrix</i> sp.	569
<i>Sphaeria pinetorum</i>	501	<i>Sporotrichum antophilum</i>	468
<i>Sphaeria pinodes</i>	553	<i>Sporotrichum poae</i>	468
<i>Sphaeria purpurea</i>	390	<i>Sporotrichum versisporum</i>	510
<i>Sphaeria rubra</i>	646	Spy (o Pyronia) epinasty and decline ...	63
<i>Sphaeria saubinetii</i>	481	Squash mosaic virus	187
<i>Sphaeria scabra</i>	501	<i>Stachylidium theobromae</i>	771
<i>Sphaeria subconfluens</i>	687	<i>Stagonospora nodorum</i>	599
<i>Sphaeria trifolii</i>	415	Statice virus Y	113
<i>Sphaeria ulmi</i>	638	<i>Stemphylium botryosum</i>	641
<i>Sphaeria zaeae</i>	481	<i>Stemphylium sarciniforme</i>	721
<i>Sphaeronaema lycopersici</i>	424	<i>Stemphylium solani</i>	722
<i>Sphaeronema pythiophila</i>	727	<i>Stemphylium vesicarium</i>	723
<i>Sphaeropsis dalmatica</i>	711	<i>Steqia ilicis</i>	745
<i>Sphaeropsis malorum</i>	371	<i>Stereum hirsutum</i>	724
<i>Sphaeropsis oleae</i>	712	<i>Stereum necator</i>	724

<i>Stereum purpureum</i>	386	<i>Tilletia controversa</i>	737
<i>Stereum rugosiusculum</i>	386	<i>Tilletia foetida</i>	738
<i>Stictis nivea</i>	414	<i>Tilletia laevis</i>	738
<i>Stictis panizzei</i>	530	<i>Tilletia tritici</i>	736
<i>Stigmatea fragariae</i>	550	Tip blight virus	209
<i>Stigmatea rousselliana</i>	647	Tobacco mild green mosaic virus	197
<i>Stigmina carpophila</i>	725	Tobacco mosaic virus	198
Stolbur de la patata, fitoplasma del	336	Tobacco mosaic virus-cepa tomate	207
Strawberry latent ringspot virus	189	Tobacco rattle virus	199
<i>Streptomyces</i> spp.	303	Tobacco veinal necrosis virus (cepa PVY ^N)	178
<i>Stromatinia fructigena</i>	539	Tobacco vein-banding virus	178
<i>Stromatinia gladioli</i>	726	<i>Togninia minima</i>	739
<i>Strumella dryophila</i>	416	Tomato bronze leaf virus	209
Stubborn	338	Tomato bronzing virus	209
Sugar beet yellows	87	Tomato bushy stunt virus	201
Sugarbeet mosaic virus	80	Tomato chlorosis virus	203
Sugarcane mosaic virus	190	Tomato fern leaf virus	116
Sweet potato chlorotic leaf spot virus ..	194	Tomato infectious chlorosis virus	205
Sweet potato chlorotic stunt virus	192	Tomato mosaic virus	207
Sweet potato feathery mottle virus ..	194	Tomato spotted wilt virus	209
Sweet potato internal cork virus	194	Tomato stolbur MLO	336
Sweet potato leaf curl virus	196	Tomato vein yellowing virus	125
Sweet potato russet crack virus	194	Tomato yellow leaf curl disease	212
Sweet potato virus A	194	Tomato yellow top virus	171
<i>Sydowia polyspora</i>	727	Top working disease	62
<i>Taphria populina</i>	731	<i>Torula alternata</i>	347
<i>Taphrina amygdali</i>	729	<i>Torula basicola</i>	385, 734
<i>Taphrina aurea</i>	731	<i>Trabutia quercina</i>	741
<i>Taphrina caerulescens</i>	728	<i>Trametes pini</i>	601
<i>Taphrina deformans</i>	729	<i>Trametes</i> sp.	573
<i>Taphrina kruchii</i>	730	<i>Tranzschelia pruni-spinosae</i>	742
<i>Taphrina populina</i>	731	<i>Tremella clavariaeformis</i>	492
<i>Taphrina quercus</i>	728	<i>Trichocladium basicola</i>	734
<i>Telephora purpurea</i>	386	<i>Trichoderma aureoviride</i>	743
<i>Thanatephorus cucumeris</i>	732	<i>Trichodorus castellanensis</i>	834
<i>Thekopsora vaccinii</i>	561	<i>Trichodorus christiei</i>	819
<i>Thielaviopsis basicola</i>	734, 385	<i>Trichodorus cylindricus</i>	833
<i>Thielaviopsis paradoxa</i>	382	<i>Trichodorus flevensis</i>	821
<i>Thyriopsis halepensis</i>	735	<i>Trichodorus minor</i>	819
<i>Tilletia caries</i>	736	<i>Trichodorus obesus</i>	819

<i>Trichodorus pachydermus</i>	820	<i>Uromyces appendiculatus</i>	750
<i>Trichodorus primitivus</i>	834	<i>Uromyces betae</i>	751
<i>Trichodorus similis</i>	835	<i>Uromyces ciceris-arietini</i>	752
<i>Trichodorus teres,</i>	821	<i>Uromyces dianthi</i>	753
<i>Trichodorus viruliferus</i>	836	<i>Uromyces flectens</i>	755
<i>Trichometasphaeria turcica</i>	705	<i>Uromyces striatus</i>	754
<i>Trichosporon krusei</i>	505	<i>Uromyces terebinthi</i>	633
<i>Trichothecium roseum</i>	744	<i>Uromyces trifolii</i>	755
Tristeza de los cítricos, virus de la	106	<i>Ustilago avenae</i>	756
<i>Trochila ilicina</i>	745	<i>Ustilago cynodontis</i>	757
<i>Trochila ilicis</i>	745	<i>Ustilago hordei</i>	758
<i>Tubercularia confluens</i>	562	<i>Ustilago maydis</i>	759
<i>Tubercularia dryophila</i>	416	<i>Ustilago nigra</i>	756
<i>Tubercularia vulgaris</i>	562	<i>Ustilago nuda</i>	760
Tulip breaking virus	216	<i>Ustilago panici-milacea</i>	709
Tulip mosaic virus	216	<i>Ustilago segetum</i> var. <i>avenae</i>	756
Tulipa virus 1	216	<i>Ustilago segetum</i> var. <i>hordei</i>	758
Tulipavirus vulgare	216	<i>Ustilago segetum</i> var. <i>segetum</i>	758
Turnip mild yellows virus	86	<i>Ustilago segetum</i> var. <i>tritici</i>	790
Turnip mosaic virus	217	<i>Ustilago tritici</i>	790
Turnip yellows virus	86	<i>Ustilago zea</i>	759
<i>Tylenchulus semipenetrans</i>	837	<i>Ustulina deusta</i>	509
<i>Tylenchus arenarius</i>	805	<i>Vakrabeeja sigmoidea</i>	528
<i>Tylenchus gulosus,</i>	827	<i>Valsa abietis</i>	761
<i>Tylenchus schachtii</i>	796	<i>Valsa cenisia</i>	761
<i>Typhodium typhinum</i>	441	<i>Valsa cincta</i>	763
<i>Uleomyces querci-ilicis</i>	434	<i>Valsa friesii</i>	761
<i>Uncinula americana</i>	444	<i>Valsa sordida</i>	762
<i>Uncinula clandestina</i>	746	<i>Valsaria insitiva</i>	763
<i>Uncinula necator</i>	444	<i>Valsonectria parasitica</i>	408
<i>Uncinula spiralis</i>	444	Variegación de los cítricos, virus de la	109
<i>Uncinula subfusca</i>	444	Variegación infecciosa de los cítricos	109
<i>Ungulina marginata</i>	451	Vein enation	110
<i>Uredo pustulata</i> var. <i>vaccinii</i>	561	Vein mosaic of red clover	184
<i>Uredo terebinthi</i>	633	Venas amarillas del pepino, virus de las	119
<i>Uredo tragopogonis</i>	346	Venas gruesas de la lechuga, virus de las	141
<i>Uredo vaccinii</i>	561	<i>Venturia cerasi</i>	764
<i>Urocystis agropyri</i>	747	<i>Venturia inaequalis</i>	765
<i>Urocystis cepulae</i>	748	<i>Venturia populina</i>	766
<i>Uromyces aloes</i>	749	<i>Venturia pyrina</i>	767

<i>Venturia pyrina</i> f. <i>pyri</i>767
<i>Vermicularia graminicola</i>485
<i>Verticillium albo-atrum</i>768
<i>Verticillium dahliae</i>769
<i>Verticillium theobromae</i>771
Vira cabeça virus209
Viroide B de los cítricos244
Viroide de la viña-f239
Viroide I de los cítricos230
Viroide II de los cítricos244
Viroide III de los cítricos234
Viroide IV de los cítricos236
Viroide latente del lúpulo243
Viroide variable de los cítricos230
Viruela del albaricoquero58
Viruela del ciruelo, virus de la168
Virus "rattle" del tabaco199
Virus A de la patata173
Virus de la France del Champiñón219
Virus latente de la alcachofa64
Virus latente de las manchas anulares de la fresa189
Virus latente del clavel92
Virus M de la patata174
Virus Q de la remolacha85
Virus S de la patata175
Virus V del haba89
Virus X de la patata176
Virus Y de la patata178
<i>Viscum album</i>853
<i>Viscum cruciatum</i>853
<i>Viscum spp</i>853
<i>Volutella buxi</i>647
Walnut ringspot98
Walnut yellow mosaic98
Watermelon mosaic virus220
Watermelon mosaic virus 1155
Watermelon mosaic virus 2220
Watery stipe219
Western celery mosaic virus97
Wheat dwarf virus222
<i>Whetzelinia sclerotiorum</i>695
White lupin mosaic virus78
<i>Wilsonomyces carpophilus</i>725
<i>Wojnowicia graminis</i>772
<i>Wojnowicia hirta</i>772
Woody gall disease110
X disease219
<i>Xanthochrous rickii</i>504
<i>Xanthomonas ampelina</i>318
<i>Xanthomonas arboricola</i> pv. <i>juglandis</i> .304	
<i>Xanthomonas arboricola</i> pv. <i>pruni</i>305	
<i>Xanthomonas axonopodis</i> pv. <i>malvacearum</i>306
<i>Xanthomonas axonopodis</i> pv. <i>phaseoli</i> .307	
<i>Xanthomonas axonopodis</i> pv. <i>vesicatoria</i> .316	
<i>Xanthomonas axonopodis</i> pv. <i>vesicatoria</i>309
<i>Xanthomonas campestris</i> pv. <i>campestris</i> .311	
<i>Xanthomonas campestris</i> pv. <i>cucurbitae</i> .312	
<i>Xanthomonas campestris</i> pv. <i>juglandis</i> . .304	
<i>Xanthomonas campestris</i> pv. .	
<i>malvacearum</i>306
<i>Xanthomonas campestris</i> pv. <i>pelargoni</i> .315	
<i>Xanthomonas campestris</i> pv. <i>phaseoli</i> . .307	
<i>Xanthomonas campestris</i> pv. <i>pruni</i>305	
<i>Xanthomonas campestris</i> pv. .	
<i>vesicatoria</i>309, 316
<i>Xanthomonas campestris</i>311
<i>Xanthomonas cucurbitae</i>312
<i>Xanthomonas euvesicatoria</i>309
<i>Xanthomonas fragariae</i>313
<i>Xanthomonas hortorum</i> pv. <i>pelargonii</i> .315	
<i>Xanthomonas juglandis</i>304
<i>Xanthomonas malvacearum</i>306
<i>Xanthomonas pelargonii</i>315
<i>Xanthomonas perforans</i>309
<i>Xanthomonas phaseoli</i> var. <i>fuscans</i>307	
<i>Xanthomonas phaseoli</i>307
<i>Xanthomonas pruni</i>305

<i>Xanthomonas vesicatoria</i>	309, 316
<i>Xiphinema arenarium</i>	843
<i>Xiphinema bulgariensis</i>	843
<i>Xiphinema cornurum</i>	843
<i>Xiphinema diversicaudatum</i>	839
<i>Xiphinema index</i>	841
<i>Xiphinema italiae</i>	843
<i>Xiphinema paraelongatum</i>	839
<i>Xiphinema rivesi</i>	845
<i>Xyloma acerinum</i>	686
<i>Xyloma concava</i>	745
<i>Xyloma girans</i>	686
<i>Xyloma lacrymans</i>	686
<i>Xyloma leucocreas</i>	688
<i>Xyloma mespili</i>	426
<i>Xyloma punctatum</i>	687
<i>Xyloma salicinum</i>	688
<i>Xylophilus ampelinus</i>	318
Yarba	104
Zucchini yellow mosaic virus	223
<i>Zygotylenchus browni</i>	846
<i>Zygotylenchus guevarai</i>	846
<i>Zythia fragariae</i>	486

Virus

Alfalfa mosaic virus (AMV)

Virus del Mosaico de la alfalfa

Sinónimos: Lucerne mosaic virus, Alfalfa virus 1 y 2, Medicago virus 2, Marmor medicaginis.

Taxonomía: Familia: Bromoviridae; Género: Alfamovirus.

Descripción: Partículas baciliformes de distintas longitudes, la mayor de aproximadamente 60 nm máximo, con tres moléculas de ARN monocatenario de sentido positivo de 3,25; 2,25; y 1,95 kb correspondientes a ARN 1, ARN 2 y ARN 3 respectivamente. Existe un ARN 4 de 0,88 kb. Los viriones contienen un 16% de ácido nucleico.

Citopatología: Cuerpos de inclusión amorfos, granulares, pueden verse en el citoplasma y vacuolas de las células de plantas de tabaco infectadas por este virus.

Huéspedes: Alfalfa, patata, pimiento, tomate, apio, judía, guisante, garbanzo, etc.

Sintomatología: Causa enanismo y malformaciones con moteado y mosaico en alfalfa y necrosis del tubérculo de patata. En especies hortícolas causa mosaico y necrosis foliares. En tomate, amarilleo inicial o bronceado de las yemas terminales. Foliolos curvados hacia abajo. Necrosis de los nervios de los foliolos. Manchas necróticas en hojas confluyendo hasta formar placas. Los botones apicales y las hojas más jóvenes pueden llegar a necrosarse, necrosis que pueden extenderse a ramas y tallo principal. Ralentización del crecimiento. Decoloración marrón-rojiza del floema cerca del cuello. Frutos cuajados con manchas necróticas

Transmisión: Se transmite por inoculación mecánica, por semilla, por polen y por pulgones de forma no persistente. Están citados *Acyrtosiphon pisum* (Harris), *A. kondei* (Shinji), *Myzus persicae* (Sulz.)

Distribución geográfica: Mundial; en España se ha citado en Aragón.

Referencias:

- Delgado Enquita, I., Luna Calvo, L. (1992). Incidencia de las virosis mosaico y "enations" en plantas aisladas de alfalfa. *Pastos* 22: 85–92.
- Díaz Ruiz, J.R. (1976). Alfalfa mosaic virus aggregation forms. *Plant Science Letters* 6: 349–352.
- Díaz Ruiz, J.R., Moreno, R. (1972). Características sintomatológicas, morfológicas y ultraestructurales de una raza del virus mosaico de la alfalfa encontrada en España. *Microbiología Española* 25: 125–140.

Apple chlorotic leaf spot virus (ACLSV)

Virus de las manchas cloróticas del manzano

Sinónimos: Apple latent virus 1, Pear ring mosaic virus, Pear ring pattern mosaic virus, plum pseudopox o falsa sharka, viruela del albaricoquero o butteratura, cherry black cancer / rough bark / line pattern, plum bark split.

Taxonomía: Familia: Flexiviridae; Género: Trichovirus.

Descripción: Los viriones son filamentos flexuosos de estructura helicoidal de 720 x 12 nm, que contienen una sola molécula de RNA de cadena sencilla y sentido positivo de 7,55 kb.

Huéspedes: Albaricoquero, almendro, cerezo, ciruelo, melocotonero y otros *Prunus* spp. ornamentales; manzano, membrillero, peral y algunas rosáceas ornamentales; frambueso y lúpulo.

Sintomatología: Los aislados comunes del virus afectan poco a la mayoría de las especies y cultivares. Induce la denominada falsa sharka en frutos de ciruelo y la viruela en frutos de algunas variedades de albaricoquero. También causa necrosis en frutos de cerezo. Provoca mal prendimiento del injerto de *Prunus* spp. en vivero cuando se injerta sobre patrones infectados. En melocotonero franco causa líneas y puntos que forman un jaspeado verde, más oscuro que el color normal, en las hojas jóvenes y en algunos cultivares acanaladuras en la madera. En ciruelo causa ramas aplanadas y corteza agrietada. En albaricoquero causa retraso en el crecimiento y, según la cepa del virus, puede llegar a provocar la formación de rosetas con entrenudos muy cortos. En membrillero causa crecimiento débil en primavera, manchas cloróticas, deformaciones en hojas y frutos pequeños y poco numerosos.

Transmisión: Por injerto y otras multiplicaciones vegetativas y experimentalmente por inoculación mecánica.

Distribución geográfica: Mundial.

Referencias:

- Cambra, M., Llácer, G. (2000). Virus de las manchas cloróticas foliares del manzano. 24–25. En: Enfermedades de los frutales de pepita y hueso. Monografía de la Sociedad Española de Fitopatología nº 3. Ed. Montesinos, E., Melgarejo, P., Cambra, M.A., Pinochet, J. SEF/Mundi–Prensa. Madrid. 147pp.
- Cañizares, M.C., Aparicio, F., Amari, K., Pallás, V. (2001). Studies on the aetiology of apricot “Viruela” disease. *Acta Horticulturae* 550: 249–255.

- Desvignes, J.C. (1999). Virus diseases of fruit trees. CTIFL, París (ISBN: 2-87911-122-6). 202pp.
- Gella, R. (1989). Effect of some virus diseases on the performance of two clones of 'Agua de Aranjuez' pear. *Acta Horticulturae* 256: 137-142.
- Juárez, J., Arregui, J.M., Camarasa, E., Cambra, M., Llácer, G., Ortega, C., Ortega, V., Navarro, L. (1989). Recovery of virus-free peach trees from selected clones by shoot-tip grafting *in vitro*. *Acta Horticulturae* 235: 77-83.
- Llácer, G. (1978). Las virosis y micoplasmosis de los árboles frutales. INIA. Madrid.
- Llácer, G., Cambra, M., Laviña, A., Aramburu, J. (1985). Suitable conditions for detecting *Apple chlorotic leaf spot virus* in apricot trees by enzyme-linked immunosorbent assay (ELISA). *Agronomie* 5: 809-812.
- Llácer, G., Cambra, M., Laviña, A., Aramburu, J. (1986). Viruses infecting stone fruit trees in Spain. *Acta Horticulturae* 193: 95-99.
- Llácer, G., Cambra, R. (1975). Anomalies dans le comportement de certaines variétés de pêcher et d'abricotier greffées sur divers types de prunier et leur relation possible avec le virus du chlorotic leaf spot. *Acta Horticulturae* 44: 99-106.
- Peña-Iglesias, A., Ayuso-González, P. (1975). Preliminary identification of the viruses producing Spanish apricot pseudopox (viruela) and apricot mosaic diseases. *Acta Horticulturae* 44: 255-265.

Apple mosaic virus (ApMV) Virus del mosaico del manzano

Sinónimos: Apple infectious variegation virus, Rose infectious chlorosis virus, Rose mosaic virus, European plum line pattern virus, Hop virus A, Birch line pattern virus, Horse chesnut yellow mosaic virus.

Taxonomía: Familia: Bromoviridae; Género: Ilarvirus.

Descripción: Partícula isométrica baciliforme de alrededor de 26 nm y 29 nm y probablemente una tercera, con coeficientes de sedimentación de 117 S, 95 S y 88 S. Genoma tripartido de ARN monocatenario de sentido positivo. El ácido nucleico supone el 16% del virus.

Huéspedes: Manzano y otras especies de *Malus*, avellano, frutales de hueso como albaricoquero, almendro, ciruelo, cerezo y melocotonero, rosal, frambueso y otras rosáceas y lúpulo.

Sintomatología: Causa manchas foliares cloróticas bien delimitadas de contorno irregular o anguloso. También produce nerviaciones amarillas y clorosis lineal. Las hojas caen prematuramente. En algunos cultivares de almendro se produce necrosis de yemas. En hojas de frambueso y otras rosáceas produce manchas necróticas. A menudo es asintomático.

Transmisión: Se transmite por injerto, por polen y experimentalmente por inoculación mecánica.

Distribución geográfica: Mundial.

Referencias:

- Aramburu, J.M., Rovira, M. (1995). Effect of apple mosaic virus (ApMV) on the growth and yield of "Negret" hazelnut. *Acta Horticulturae* 386: 565–568.
- Barea, A., Sanz, T. (1995). Virus control in standard mother fruit trees scion varieties grown in the nurseries. *Acta Horticulturae* 386: 195–200.
- Llácer, G. (1978). Las virosis y micoplasmosis de los árboles frutales. INIA. Madrid.
- Llácer, G., Cambra, M., Laviña, A., Aramburu, J. (1986). Viruses infecting stone fruit trees in Spain. *Acta Horticulturae* 193: 95–99.

- Pallás, V. Cambra, M. (2000). Ilarvirus en frutales de hueso y de pepita (PNRSV, PDV, y ApMV). 25–27. En: Enfermedades de los frutales de pepita y hueso. Ed. Montesinos, E., Melgarejo, P., Cambra, M.A., Pinochet, J. SEF/Mundi–Prensa. Madrid. 147pp.
- Pallás, V., Sánchez–Navarro, J.A., Díez, J., Sánchez–Pina, M.A., Desvignes, J.A., Rowhani, A. (1995). Characteristics and genomic organization of Apple mosaic ilarvirus. *Acta Horticulturae* 386: 100–108.

Apple stem grooving virus (ASGV)

Virus de la madera asurcada del manzano

Sinónimos: Apple latent 2, apple junction necrotic pitting, apple Virginia Crab decline, apple brown line, top working disease.

Taxonomía: Familia: Flexiviridae; Género: Capillovirus.

Descripción: Los viriones son filamentos flexuosos de 600–700 nm de longitud y 12 nm de diámetro, construidos a partir de subunidades proteicas estructuradas helicoidalmente. Coeficiente de sedimentación de 112 S. Contienen RNA monocatenario de sentido positivo de 6,5 kb. El RNA está poliadenilado en el extremo 3'.

Huéspedes: Manzano, peral, *Pyrus* spp. orientales, como el nashi y algunas plantas ornamentales.

Sintomatología: Causa estrías más o menos profundas en la madera que se corresponden con unos salientes en la cara interna de la corteza. En los tejidos inmediatos por encima de la unión con el portainjerto, aparece una línea parda producida por la necrosis del xilema y del floema. A nivel de la unión se observa un engrosamiento del tronco que alterna con zonas aplanadas o deprimidas. Las hojas de algunos *Pyrus* orientales suelen mostrar clorosis en los márgenes de las nerviaduras. Es particularmente infectivo sobre el cultivar Virginia Crab de manzano, resultando asintomático en muchos otros.

Transmisión: Por injerto y multiplicación vegetativa, experimentalmente por inoculación mecánica.

Distribución geográfica: Japón y otros países asiáticos y en todas las zonas de cultivo del manzano (América del Norte, Europa y Oceanía).

Referencias:

- Desvignes, J.C. (1999). Virus diseases of fruit trees. CTIFL, París (ISBN: 2–87911–122–6). 202pp.
- Gella, R. (1976). Virus symptoms observed in “Virginia Crab” apple trees inoculated with “Verdedoncella”. *Mitteilungen aus der Biologischen Bundesanstalt für Land und Forstwirtschaft* 170: 79–82.
- Gella, R. (1989). Effect of some virus diseases on the performance of two clones of 'Agua de Aranjuez' pear. *Acta Horticulturae* 256: 137–142.
- Llácer, G. (1978). Las virosis y micoplasmosis de los árboles frutales. INIA. Madrid.

Apple stem pitting virus (ASPV)

Virus de la madera estriada del manzano

Sinónimos: Pear stony pit disease, apple spy epinasty, apple decline disease, Spy (o *Pyronia*) epinasty and decline, pear vein yellows virus.

Taxonomía: Familia: Flexiviridae; Género: Foveavirus.

Descripción: Partículas filamentosas flexuosas de 800 nm de longitud y 12–15 nm de diámetro, con una molécula de RNA monocatenario de sentido positivo.

Huéspedes: El manzano es su huésped natural (son especialmente sensibles algunos cultivares de sidra y *Malus* spp. ornamentales). Produce síntomas cuando es inoculado en peral, membrillero o en el híbrido *Pyronia*.

Sintomatología: La mayoría de los cultivares de manzano son tolerantes al virus. En los sensibles induce una importante reducción del vigor, de la producción y de la calidad, debido a las estrías que produce en la madera. En cultivares sensibles o en sus plantas indicadoras produce necrosis del nervio principal de las hojas, que induce epinastia, manchas cloróticas y necróticas en el limbo y finalmente necrosis generalizada en los brotes jóvenes. Hay aislados agresivos que provocan un rápido decaimiento.

Transmisión: Por injerto y propagación vegetativa. Experimentalmente por inoculación mecánica.

Distribución geográfica: Mundial en las zonas de cultivo de manzano.

Referencias:

- Desvignes, J.C. (1999). Virus diseases of fruit trees. CTIFL, París (ISBN: 2–87911–122–6). 202pp.
- Gella, R. (1989). Effect of some virus diseases on the performance of two clones of 'Agua de Aranjuez' pear. *Acta Horticulturae* 256:137–142.
- Llácer, G. (1978). Las virosis y micoplasmosis de los árboles frutales. INIA. Madrid.

Artichoke latent virus (ArLV) Virus latente de la alcachofa

Sinónimos: Artichoke Californian latent virus.

Taxonomía: Familia: Potyviridae; Género: Potyvirus.

Descripción: Partícula flexuosa de 725–746 nm de longitud y 12 nm de diámetro, que contiene una simple cadena lineal de ARN recubierta por proteína. Los viriones contienen un 6% de ácido nucleico.

Citopatología: Los virus pueden encontrarse en las células del mesófilo, epidermis de las hojas, en el parénquima vascular y en las células acompañantes. Presenta los cuerpos de inclusión típicos de los Potyvirus (“Pinwheels”).

Huéspedes: *Cynara scolymus*, *C. cardunculus*.

Sintomatología: No presenta síntomas característicos. Falta de desarrollo de las plantas y moteado amarillo. En todas las plantas que presentan el síndrome conocido como “Degeneración” de la alcachofa se detecta la presencia de este virus. Dicho síndrome presenta hojas muy recortadas que se asemejan a las del cardo, enanismo acusado o un desarrollo exuberante, pero sin producción o con producción poca y muy tardía.

Transmisión: Transmisión vegetativa y por áfidos de forma no persistente, estando citados *Myzus persicae*, *Aphis fabae*, *Brachycaudus cardui*.

Distribución geográfica: Albania, Argelia, Egipto, Francia, Italia, España, Grecia, Líbano, Israel, Marruecos, Túnez, Turquía, Australia, California, Brasil.

Referencias:

- Brunt, A.A., Crabtree K., Dallwitz M.J., Gibbs A.J., Watson L., Zurcher E.J. (Eds.) (1996). Artichoke latent potyvirus. Plant Viruses Online. Descriptions and List from the VIDE Database. <http://image.fs.uidaho.edu>
- Dallwitz, M.J., Paine T., Zurcher E. (2004). Artichoke latent virus.. ICTVdB Descriptions. <http://www.ictvdb.rothamsted.ac.uk>
- Juárez, M., Ortega A., Jordá C. (1995). Incidencia viral en el cultivo de la alcachofa. Agrícola Vergel n° 165, 524–527.
- Ortega, A., Juárez M., Jordá C. (1994). La alcachofa: Pasado, presente y futuro. Anales del Instituto Nacional de Investigaciones Agrarias. Fuera de Serie n° 2. Diciembre 1994: 355–370.

- Peña-Iglesias, A., Ayuso-González P. (1972). Degeneration of spanish globe artichoke (*Cynara scolymus* L.) plants I. Virus isolation, host range, purification and ultrastructure of infected hosts. *Anales del Instituto Nacional de Investigaciones Agrarias. Serie: Protección Vegetal* 2: 89–122.
- Rana, G.L., Russo M., Gallitelli D., Martelli G.P. (1982). Artichoke latent virus: characterization, ultrastructure and geographical distribution. *Annales of Applied Biology* 101: 279–289.

Banana streak virus

Virus del rayado del banano

Taxonomía: Familia: Caulimoviridae; Género: Badnavirus.

Descripción: Partículas bacilariformes de 150–130 nm de longitud y 30 nm de diámetro, que contienen una cadena doble de ADN circular de 7,4 kb.

Huéspedes: Platanera y caña de azúcar

Sintomatología: Mosaico estriado clorótico en las hojas. Puede confundirse con los síntomas ocasionados por la infección del Cucumber mosaic virus. Posteriormente aparece un rayado necrótico en la hoja, necrosis en el nervio principal y en la base del peciolo. Necrosis interna en las vainas del pseudotallo. Presencia errática de los síntomas, con periodos asintomáticos.

Transmisión: Por material de propagación principalmente y por los vectores de la familia Pseudococcidae, *Planococcus citri* y *Pseudococcus* sp., de forma semipersistente.

Distribución geográfica: Ha sido confirmada la presencia de este virus en las zonas de producción del género *Musa* de Asia, Africa, Australasia, América y Europa, entre otros: Costa de Marfil, Indonesia, Kenia, Marruecos, Jordania, Ruanda, Tanzania, Zanzíbar, etc. En España está restringido al Archipiélago Canario.

Referencias:

- Jones, D.R. and Lockhart B.E.L. (1993). Banana streak disease. *Musa Disease Fact Sheet* n° 1. International Network for the improvement of Banana and Plantain, Montpellier, France
- Lockhart, B.E.L. (1994). Banana streak. En: *Compendium of Tropical Fruit Diseases* (Ploetz R.C., Zentmeyer G.A., Nishijima W.T., Rohrbachand, K.G., Ohr H.D.). APS Press. The American Phytopathological Society 19–20.
- Lockhart, B.L., Jones, D.R. (2000). Banana streak. En: *Diseases of banana, abaca and enset*. (Jones D.R.) CABI Publishing 263–274.

Barley mild mosaic virus (BaMMV)

Virus del mosaico suave de la cebada

Sinónimos: Aislado M del virus del mosaico amarillo de la cebada (Barley yellow mosaic virus); Cepa transmisible mecánicamente del virus del mosaico amarillo de la cebada (Barley yellow mosaic virus)

Taxonomía: Familia: Potyviridae; Género: Bymovirus

Descripción: Las partículas son filamentosas, ligeramente flexuosas, de 12 nm de grosor y de dos longitudes de 270 y 568 nm, que encapsidan dos moléculas distintas de ARN monocatenario de sentido positivo, de 4 kb y 8 kb respectivamente.

Citopatología: En el citoplasma de células infectadas de hojas y raíces se pueden observar bandas de partículas virales e inclusiones tipo "pinwheels". En secciones transversales los "pinwheels" se observan como agregados laminares, pero no en estructuras tipo "scrolls".

Huéspedes: El único huésped natural conocido es la cebada. El virus se transmite por inoculación mecánica a *Hordeum* spp., *Aegilops* spp., *Eremopyrum hirsutum*, *Lagurus ova-tus*, *Triticosecale* (triticale) *Secale cereale*, *Triticum durum*. La transmisión del virus por el vector sólo se ha conseguido en cebada.

Sintomatología: Los síntomas iniciales son estrías cloróticas de tamaño variable e irregularmente distribuidas en las hojas jóvenes, que posteriormente se transforman en mosaico. A menudo estos síntomas van asociados a un enrollamiento hacia arriba de los bordes de las hojas y, ocasionalmente, a manchas necróticas, amarilleo y muerte prematura de las hojas viejas. Los síntomas en las hojas se observan mejor a temperaturas inferiores a 20°C; a temperaturas superiores las hojas nuevas no muestran síntomas

Transmisión: Se transmite mecánicamente y por *Polymyxa graminis*. Los virus se introducen en las raíces de la cebada a partir de las zoosporas del hongo que permanecen en el suelo o de los zoosporangios. Las esporas se mantienen infectivas varios años en el suelo.

Distribución geográfica: Está ampliamente distribuido en los países del este, oeste, norte, y centro de Europa. En el sur de Europa se ha detectado en Italia, Grecia y España. También se halla presente en Asia.

Referencias:

- Achon, M.A., Ratti, C., Rubies–Autonell, C. (2003). Ocurrence of Barley mild mosaic virus in Barley in Spain. *Plant Disease* 1004.
- Huth, W., Adams, M.J. (1990). Barley yellow mosaic virus (BaYMV) and BaYMV–M: Two different viruses. *Intervirology* 31: 38–42.
- Kashiwazaki, S., Huth, W., Lesemann, D.E. (1998). Descriptions of Plant viruses. CMI/AAB n° 356.

Barley stripe mosaic virus (BSMV)

Virus del mosaico rayado de la cebada

Sinónimos: Barley false stripe virus

Taxonomía: Género: Hordeivirus

Descripción: Es un virus multiparticulado; dependiendo de la cepa puede tener de 2 a 4 partículas en forma de barilla de 22 nm de grosor y de longitudes que oscilan entre 100 y 148, según el tamaño de la molécula de ARN que encapsidan. El genoma funcional es ARN monocatenario tripartido, pero se han descrito cepas con cinco moléculas de RNA.

Citopatología: En todos los tejidos se detectan partículas: mesófilo, parénquima vascular, epidérmico, tubos cribosos, traqueidas y las células del polen, óvulos y embrión. En las células infectadas se observan inclusiones globulares que no contienen partículas.

Huéspedes: Los únicos huéspedes naturales conocidos son cebada, trigo y avena salvaje. Experimentalmente se ha determinado la susceptibilidad de más de 240 especies de gramíneas, y especies de las familias *Chenopodiaceae*, *Amaranthaceae* y *Primulaceae*.

Sintomatología: Los síntomas van desde un mosaico estriado suave a necrosis letales.

Transmisión: Por semilla y mecánicamente. No se conoce ningún vector.

Distribución geográfica: Mundial.

Referencias:

- Atabekov, J.G., Novikov, V.K. (1989). Barley Stripe mosaic virus. Descriptions of Plant viruses. CMI/AAB n° 344.
- Jordá, C., Medina V. (1986) Barley stripe mosaic virus en España: Ensayos preliminares. Actas II Congreso Nacional de la Sociedad Española de Ciencias Hortícolas (S.E.C.H.). Córdoba. Volumen II, 1027–1031.

Barley yellow dwarf virus (BYDV)

Virus del enanismo amarillo de la cebada

Sinónimos: Cereal yellow dwarf virus, actualmente este virus se incluye dentro del género *Poleovirus*; Oat red leaf virus; *Hordeum virus nanescens*.

Taxonomía: Familia: *Luteoviridae*; Género: *Luteovirus*

Descripción: Partícula isométrica de 20–30 nm de diámetro con una molécula de RNA de cadena sencilla y sentido positivo de 5,6 kb. El ácido nucleico supone el 28% del virión.

Citopatología: Los viriones están limitados al floema. Se pueden encontrar tanto en el citoplasma como en el núcleo y alrededor de los plasmodesmos. Se detectan cristales, cuerpos X y cuerpos membranosos. En algunos aislados de la cepa PAV se han encontrado vesículas con doble membrana.

Huéspedes: Trigo, cebada, avena, maíz, ballico, arroz y otras gramíneas.

Sintomatología: Reducción del crecimiento, ahijado excesivo, cambios de color en las hojas dependiendo de la especie afectada, amarilleo en trigo y cebada, enrojecimiento en avena, anaranjado en arroz. La producción de la planta y la capacidad germinativa de la semilla se ven afectadas.

Transmisión: Se transmite por pulgones de forma persistente circulativa, existiendo especificidad entre la especie transmisora de pulgón y la cepa del virus. Las distintas cepas, según autores, se pueden considerar virus distintos.

Distribución geográfica: Mundial; en España se ha señalado en todas las regiones de cultivo de cereales.

Referencias:

- Comas, J., Pons, X., Albajes, R. (1991). Advances in the knowledge of BYDV epidemiology in Spain. *Bulletin OILB/SROP* 14: 75–81.
- Comas, J., Pons, X., Albajes, R., Plumb, R.T. (1993). The role of maize in the epidemiology of barley yellow dwarf virus in Northeast Spain. *Journal of Phytopathology* 138: 244–248.
- Comas, J., Pons, X., Albajes, R., Plumb, R.T. (1995). Occurrence of Barley yellow dwarf virus strain incidence in small grain cereals in northeast Spain. *Journal of Phytopathology* 143: 609–611.

- Comas, J., Pons, X., Albajes, R., Plumb, R.T. (1996). Barley yellow dwarf luteovirus (BYDV) infectivity of alate aphid vectors in northeast Spain. *Journal of Phytopathology* 144: 273–276.
- Fereres, A., Lister, R.M., Castanera, P., Foster, J.E. (1989). Identification, distribution and vector population dynamics of barley yellow dwarf virus in three cereal producing areas of Spain. *Journal of Phytopathology* 126: 79–91.
- Fereres, A., Shukle, R.H., Araya, J.E., Foster, J.E. (1990). Probing and feeding behavior of *Sitobion avenae* (F.) (Hom., Aphididae) on three wheat cultivars infected with barley yellow dwarf virus. *Journal of Applied Entomology* 109: 29–36.
- Jordá C., Osca J.M., Alfaro A., (1987). The BYDV in Spain. *World Perspectives on Barley Yellow Dwarf Virus*. I.S.B.N. 968–6127–39–9. Ed. P.A..Burnett. CYMMYT, 45–48
- Jordá, C., Medina, V., García–Giménez, J., Alfaro, A. (1987). Incidence of Barley yellow dwarf virus on rice in Spain. *Phytopathologia Mediterranea* 26: 11–14.
- Moriones, E., García–Arenal, F. (1991). Occurrence of barley yellow dwarf viruses in small–grain cereals and in alternative hosts in Spain. *Plant Disease* 75: 930–934.
- Moriones, E., Ortego, F., Ruiz–Tapiador, M., Gutierrez, C., Castanera, P., García–Arenal, F. (1993). Epidemiology of RPV and PAV–like barley yellow dwarf viruses on winter barley in central Spain. *Crop Protection* 12: 224–228.
- Serrano, L., Marsiñach, M., Achon, M.A. (2004). Detección de nuevos virus en cereales asociados a un brote epidémico de Barley yellow dwarf virus (BYDV). XII Congreso de la Sociedad Española de Fitopatología. Gerona, 121.

Barley yellow mosaic virus (BaYMV)

Virus del mosaico amarillo de la cebada

Taxonomía: Familia: Potyviridae; Género: Bymovirus

Descripción: Las partículas son filamentosas, ligeramente flexuosas, de 13 nm de grosor y de dos longitudes: 275 y 550 nm. El genoma consiste en dos moléculas de ARN monocatenario de sentido positivo de 7.6 y 2.4 kb.

Citopatología: En el citoplasma de las células infectadas se pueden observar inclusiones tipo "pinwheels" y cristales.

Huéspedes: El único huésped conocido es la cebada.

Sintomatología: BaYMV es uno de los dos agentes que causa el mosaico amarillo de la cebada (el otro es el Barley mild mosaic virus, BaMMV). Estos dos virus infectan a la cebada juntos o separadamente, y causan síntomas similares. Las hojas de las plantas infectadas son alargadas, con moteados verde pálido o amarillo. Algunas veces las hojas se vuelven completamente amarillas y con manchas necróticas y las plantas enanas.

Transmisión: Se transmite por el hongo protozoario *Polymyxa graminis* y pobremente por inoculación mecánica. Los virus se introducen en las raíces de la cebada a partir de las esporas del suelo. Las esporas se mantienen infectivas durante periodos superiores a 10 años.

Distribución geográfica: Se ha citado en las mismas áreas que BaMMV. Está ampliamente distribuido en los países del oeste de Europa, incluyendo Francia, Bélgica, Gran Bretaña, Alemania. También se ha citado en Italia, Grecia y más recientemente en España.

Referencias:

- Achon, M.A., Marsiñach, M., Ratti, C., Rubies–Autonell, C. (2005). First report of Barley yellow mosaic virus in Barley in Spain. *Plant Disease* 105.
- Adams, M.J. (2000). Descriptions of plant viruses. CMI/AAB n° 374.
- Huth, W., Adams, M.J. (1990). Barley yellow mosaic virus (BaYMV) and BaYMV–M: Two different viruses. *Intervirology* 31: 38–42.

Bean common mosaic necrosis virus (BCMNV)

Virus de la necrosis del mosaico común de la judía

Sinónimos: serotype A de BCMV.

Taxonomía: Familia: Potyviridae; Género: Potyvirus

Descripción: Partícula filamentosa y flexuosa de 750 x 12–15 nm, con una única molécula lineal de RNA de cadena sencilla y de sentido positivo de 10 kb. El ácido nucleico supone el 5% del virión.

Citopatología: Inclusiones citoplasmáticas características en forma de “pinwheels” (molinillos) o “scrolls” (tubulares) y círculos.

Huéspedes: Limitado a las especies del género *Phaseolus*, principalmente *P. vulgaris*, y ocasionalmente, a *Lupinus luteus*.

Sintomatología: Causa mosaico común, malformaciones y rugosidad en las hojas, así como necrosis de venas y de raíz, pudiendo llegar a producir la muerte de la planta en variedades portadoras del gen I.

Transmisión: Se transmite por pulgones de forma no persistente, estando citados como más eficientes varias especies de áfidos, entre los que cabe destacar *Acyrtosiphon pisum*, *Aphis craccivora*, *Aphis fabae* y *Myzus persicae*. Por inoculación mecánica, por polen y por semilla.

Distribución geográfica: Zonas de cultivo de la judía común. En España, ampliamente distribuido.

Referencias:

- Bean common (BCMNV) and bean common mosaic necrosis (BCMNV) potyvirus in relation to bean landraces in the Basque country (1998). *Investigación Agraria: Producción y Protección Vegetales* 13: 153–158.
- Sáiz, M., Castro S., de Blas C., Romero J. (1994). Serotype-specific detection of bean common mosaic Potyvirus in bean leaf and seed tissue by enzymatic amplification. *Journal of Virological Methods* 50: 145–154.
- Sáiz, M., de Blas, C., Carazo, G., Fresno, J., Romero, J., Castro, S. (1995). Incidence and characterization of bean common mosaic virus isolates in Spanish bean fields. *Plant Disease* 79: 79–81.

- Sáiz, M., Dopazo J., Castro S., Romero J. (1994). Evolutionary relationships among bean common mosaic virus strains and closely related Potyvirus. *Virus Research* 31: 39–48.
- Vetten, H.J., Lesemann D.E., Maiss E. (1992). Serotype A and B strains of bean common mosaic virus are two distinct potyviruses. *Arch. Virol. Suppl.* 5: 415–431.

Bean common mosaic virus (BCMV)

Virus del mosaico común de la judía

Sinónimos: Bean mosaic virus, Bean virus 1, Phaseolus virus 1, Azuki bean mosaic virus, Blackeye cowpea mosaic virus, Dendrobium mosaic virus, Guar green sterile virus, Peanut chlorotic ring mottle virus, Peanut mild mottle virus, Peanut stripe virus, serotype B de BCMV.

Taxonomía: Familia: Potyviridae; Género: Potyvirus

Descripción: Partícula filamentosa y flexuosa de 750 x 12–15 nm con una única molécula lineal de RNA de cadena sencilla y de sentido positivo de 10 kb. El ácido nucleico supone el 5% del virión.

Citopatología: Inclusiones citoplasmáticas características en forma de “pinwheels” (molinillos) o “scrolls” (tubulares) y círculos.

Huéspedes: Limitado a las especies del género *Phaseolus*, principalmente *P. vulgaris*, y ocasionalmente a *Lupinus luteus*.

Sintomatología: Causa mosaico común, malformaciones y rugosidad en las hojas, así como necrosis de venas y de raíz. Su virulencia depende de la cepa y del cultivar del huésped, pudiendo llegar a producir la muerte de la planta.

Transmisión: Se transmite por pulgones de forma no persistente, estando citados como más eficientes varias especies de áfidos, entre los que cabe destacar *Acyrtosiphon pisum*, *Aphis craccivora*, *Aphis fabae* y *Myzus persicae*. Por inoculación mecánica, por polen y por semilla.

Distribución geográfica: Zonas de cultivo de la judía común. En España, ampliamente distribuido.

Referencias:

- Bean common (BCMV) and bean common mosaic necrosis (BCMNV) potyvirus in relation to bean landraces in the Basque country. (1998). *Investigación Agraria: Producción y Protección Vegetales* 13: 153–158.
- Palomares, G., Sanjuan, B., Noguera, V., Minana, M., Sánchez, S., Toledo, J.M., Casares, A. (1992). The present state of improvement programs for dry bean resistance to BCMV in Spain. *Annual Report Bean Improvement Cooperative* 35: 92–93.

- Sáiz, M., Castro S., de Blas C., Romero J. (1994). Serotype-specific detection of bean common mosaic Potyvirus in bean leaf and seed tissue by enzymatic amplification. *Journal of Virological Methods* 50: 145–154.
- Sáiz, M., de Blas, C., Carazo, G., Fresno, J., Romero, J., Castro, S. (1995). Incidence and characterization of bean common mosaic virus isolates in Spanish bean fields. *Plant Disease* 79: 79–81.
- Sáiz, M., Dopazo J., Castro S., Romero J. (1994). Evolutionary relationships among bean common mosaic virus strains and closely related Potyvirus. *Virus Research* 31: 39–48.
- Vetten, H.J., Lesemann D.E., Maiss E. (1992). Serotype A and B strains of bean common mosaic virus are two distinct potyviruses. *Arch. Virol. Suppl.* 5: 415–431.

Bean leaf roll virus (BLRV)

Virus del enrollado de la hoja de la judía

Sinónimos: Pea leaf roll virus, Legume yellows virus, Michigan alfalfa virus.

Taxonomía: Familia: Luteoviridae; Género: Luteovirus

Descripción: Partícula isométrica de aproximadamente 27 nm de diámetro. Compuesto de una molécula de RNA de cadena sencilla y sentido positivo de 6 kb. El ácido nucleico supone el 28% del virión.

Citopatología: Virus encontrados en el floema de las plantas infectadas, donde ocasionan necrosis y colapso del floema.

Huéspedes: Guisante, judía, haba, lenteja, garbanzo, alfalfa, trébol.

Sintomatología: Causa el amarilleo internerval de las hojas viejas, así como su enrollado y disminución de vainas en haba. En guisante, judía, garbanzo, chícharo y lenteja causa clorosis y enanismo. En alfalfa es asintomático.

Transmisión: Se transmite por pulgones de forma persistente. Están citados *Acyrtosiphon pisum*, como el más eficiente vector, *Myzus persicae*, *Macrosiphum euphorbiae* y *Aphis craccivora*.

Distribución geográfica: Oriente próximo, Norteamérica, Europa; en España se ha citado en Andalucía, Murcia, Castilla y León, Cataluña, Baleares y Extremadura.

Referencias:

- Carazo, G., Blas, C. de, Sáiz, M., Romero, J., Castro, S. (1993). Virus diseases of chick-pea in Spain. *Plant Disease* 77: 210.
- Domier, L.L., McCoppin, N.K., Larsen, R.C., D’Arcy, C.J. (2002). Nucleotide sequence shows that Bean leafroll virus has a Luteovirus-like genome organization. *Journal General Virology* 83: 1791–1798.
- Fresno, J., Castro, S., Babin, M., Carazo, G., Molina, A., Blas, C. de, Romero, J. (1997). Virus diseases of broad bean in Spain. *Plant Disease* 81: 112.
- Ortiz, V., Castro S., Romero J. (2005). Optimization of RT-PCR for the detection of bean leaf roll virus in plant hosts and insect vectors. *Journal of Phytopathology* 153: 68–72

Bean yellow mosaic virus (BYMV)

Virus del mosaico amarillo de la judía

Sinónimos: Bean virus 2, Phaseolus virus 2, Gladiolus mosaic virus, Crocus tomasianus virus, White lupin mosaic virus, Pea mosaic virus.

Taxonomía: Familia: Potyviridae; Género: Potyvirus.

Descripción: Partícula filamentosa y flexuosa de 750 x 15 nm con una única molécula de RNA de cadena sencilla y de sentido positivo de 10 kb. El ácido nucleico supone el 5% del virión.

Citopatología: Inclusiones citoplasmáticas granulares o cristalinas. Inclusiones cristalinas intranucleares. La mayor parte de las inclusiones presentan la típica forma de “pin-wheels” (inclusiones cilíndricas o en forma de molinillo) o agregados laminares.

Huéspedes: Judía, trébol, guisante, alfalfa, haba, almorta. En general está citado en muchas leguminosas, pero también en especies de las Iridáceas, como el gladiolo, fresia, etc.

Sintomatología: Manchas amarillo claro sobre fondo verde oscuro en el foliolo, extendiéndose hasta adquirir aspecto clorótico. Las primeras hojas trifoliadas se hacen cóncavas en el haz y de aspecto brillante. Reduce la longitud de los entrenudos y la producción de vainas. En guisante causa un leve moteado en las hojas que se vuelve intenso, con áreas verde oscuro que se forman en las venas principales. Las plantas muestran deformaciones ligeras y enanismo.

Transmisión: Se transmite por pulgones de forma no persistente, estando citadas más de 20 especies, entre las que destacan *Acyrtosiphon pisum*, *Macrosiphum euphorbiae*, *Myzus persicae* y *Aphis fabae*. También por inoculación mecánica. La transmisión por semilla no es frecuente, se ha citado con escasa frecuencia en el caso de guisante y haba, y con algo más en el caso de *Lupinus luteus* y *Melilotus albus*. Por bulbos infectados en el caso de las Iridáceas.

Distribución geográfica: Áreas de cultivo de leguminosas; en España se ha señalado en Andalucía, Murcia, Cataluña, Baleares, Extremadura, Castilla y León y Madrid.

Referencias:

- Blas, C. de, Carazo, G., Sáiz, M., Romero, J., Castro, S. (1993). Note on Bean yellow mosaic virus naturally infecting *Phaseolus vulgaris* L. in Spain. Investigación Agraria Producción y Protección Vegetales 8: 469–473.

- Castro, S., Carazo, G., Sáiz, M., Romero, J., Blas, C. de (1993). Use of enzymatic cDNA amplification as a method of detection of bean yellow mosaic virus. *Neth. J. Plant Pathol.* 99: 97–100.
- Fresno, J., Castro, S., Babin, M., Carazo, G., Molina, A., Blas, C. de, Romero, J. (1997). Virus diseases of broad bean in Spain. *Plant Disease* 81: 112.
- Sáiz, M., Castro, S., Carazo, G., Romero, J., Blas, C. de (1993). First report of bean yellow mosaic virus in Spain. *Plant Disease* 77: 429.
- Vela, A., Rubio–Huertos, M. (1974). Bacilliform particles within infected cells of *Trifolium incarnatum*. *Phytopathologische Zeitschrift* 79: 343–351.

Beet mosaic virus (BtMV)

Virus del mosaico de la remolacha

Sinónimos: Sugarbeet mosaic virus, Beta virus 2, Marmor betae.

Taxonomía: Familia: Potyviridae; Género: Potyvirus.

Descripción: Partícula filamentosa flexuosa de 730 nm de longitud y 13 nm de diámetro, con una molécula de RNA monocatenario de sentido positivo de 10 kb y una única especie polipeptídica en la cápsida.

Citopatología: Inclusiones amorfas o cuerpos-X en el citoplasma de células de plantas de remolacha infectadas e inclusiones cristalinas en los cloroplastos. Inclusiones en forma de molinillo (“pinhweels”). El virión se encuentra en citoplasma, núcleo y cloroplastos en todas las partes de la planta huésped.

Huéspedes: Remolacha, espinaca.

Sintomatología: En remolacha causa aclarado de venas en hojas jóvenes, que evoluciona hacia un mosaico de manchas amarillentas, blancas y verde oscuro. Pueden aparecer hojas arrugadas y rizadas. En espinaca causa curvatura hacia el haz de las hojas jóvenes, que llegan a tener grandes áreas cloróticas en mosaico.

Transmisión: Se transmite por pulgones de forma no persistente y fácilmente por inoculación artificial por jugo celular. Se han citado más de 28 especies de áfidos, siendo *Aphis fabae* y *Myzus persicae* sus principales vectores.

Distribución geográfica: Mundial.

Referencias:

- Commonwealth Mycological Institute (CMI.). (1971). Description of Beet Mosaic Virus. CMI/AAB. Descriptions of Plant Viruses N°. 53.

Beet necrotic yellow vein virus (BNYVV)

Virus de la rizomanía de la remolacha

Sinónimos: Virus de las nervaduras amarillas y necróticas.

Taxonomía: Género: Benyvirus.

Descripción: Viriones cilíndricos que contienen cuatro moléculas lineales de RNA monocatenario de sentido positivo: el RNA 1 de 6,7 kb; el RNA 2 de 4,7 kb; el RNA 3, 1,8 kb y el RNA 4, 1,5 kb. El ácido nucleico supone el 5% del virión.

Citopatología: Las partículas se encuentran de forma dispersa en el citoplasma o en forma de agregados.

Huéspedes: Remolacha, acelga, espinaca.

Sintomatología: Induce la enfermedad de la rizomanía. Las plantas infectadas crecen poco y las hojas amarillean ligeramente. La acción del virus suele estar limitada a las raíces, donde causa una proliferación anormal y excesiva de raicillas, que producen un barbado de la raíz principal, cuyo desarrollo se reduce.

Transmisión: Se transmite a través del suelo por el hongo *Polymyxa betae*.

Distribución geográfica: Áreas de producción remolachera; en España se ha citado en Castilla y León.

Referencias:

- Cambra–Mora, J., García–Benavides, P. (1988). Detección del virus de la rizomanía (beet necrotic yellow vein virus) en Castilla y León. *Investigación Agraria, Producción y Protección Vegetales* 3: 355–367.
- Kruse, M., Koenig, R., Hoffmann, A., Kaufmann, A., Commandeur, U., Solovyev, A.G., Savenkov, I., Burgermeister, W. (1994). Restriction fragment length polymorphism analysis of reverse transcription–PCR products reveals the existence of two major strain groups of beet necrotic yellow vein virus. *Journal of General Virology* 75: 1835–1842.
- Raposo, R., Mateo–Sagasta, E. (1988). Detección del virus de la amarillez necrótica de las venas de la remolacha (BNYVV) y distribución de la enfermedad de la rizomanía de la remolacha. *Investigación Agraria, Producción y Protección Vegetales* 3: 369–375.

- Koeing, R., Lüddecke, P., Hackeste, A.M. (1995). Detection of beet necrotic yellow vein virus strains, variants and mixed infections by examining single-strand information polymorphisms of immunocapture RT-PCR products. *Journal of General Virology* 76: 2051–2055.

Beet pseudoyellows virus (BPYV)

Virus del falso amarilleo de la remolacha

Sinónimos: Cucumber yellows virus (CuYV), Muskmelon yellows virus (MYV), Cucumber chlorotic spot virus.

Taxonomía: Familia: Closteroviridae; Género: Crinivirus.

Descripción: Partícula flexuosa de aproximadamente 900–950 nm de longitud y 12 nm de diámetro, compuesta por ARN de simple cadena con genoma bipartido (dos moléculas de ARN de ~ 8.000 nt; para BPYV–strawberry (cepa de fresa): 8007 nt y 7904 nt y para CuYV (cepa japonesa de pepino): 7889 nt y 7607 nt).

Citopatología: Limitado al floema. Formación de vesículas membranosas y agregados de partículas virales en el citoplasma de las células del floema.

Huéspedes: El rango de plantas huéspedes es bastante amplio, con especies susceptibles pertenecientes a diferentes familias, como Amaranthaceae, Caryophyllaceae, Chenopodiaceae, Compositae, Cucurbitaceae, Malvaceae, etc., incluyendo plantas cultivadas tales como *Cucumis melo* L., *Cucumis sativus* L., *Spinacea oleracea* L., *Beta vulgaris* L., *Lactuca sativa* L., *Fragaria x ananassa* Dutch., etc. Y plantas silvestres, tales como: *Beta macrocarpa* Gus., *Capsella bursapastoris* (L.) Medic., *Chenopodium album* L., *Ch. murale* L., *Sonchus oleraceus* L., *Taraxacum officinale* Webber, etc. Algunas plantas no muestran síntomas, aunque estén infectadas, tales como: *Datura stramonium* L., *Physalis floridana* Rybd., *Malva sylvestris* L., etc.

Sintomatología: Comienza con un ligero moteado amarillo en áreas internerviales, que va avanzando hasta que toda la hoja queda amarilla, manteniéndose los nervios verdes. En ocasiones aparece una mancha amarilla, de márgenes difusos, alrededor de la zona del peciolo. Esta mancha va avanzando hasta que toda la hoja se vuelve amarilla, manteniéndose, asimismo, los nervios verdes. En fresa contribuye a la expresión de la enfermedad conocida como “pallidosis” (decoloración) de la fresa.

Transmisión: De forma semipersistente por la mosca blanca de los invernaderos *Trialeurodes vaporariorum* (Weswood). Periodo mínimo de adquisición y de transmisión de una hora, aunque la eficiencia en la transmisión aumenta con periodos mayores. El periodo máximo de persistencia es de siete días (Wisler *et al.*, 1998).

Distribución geográfica: Mediterráneo; en España se ha señalado en la costa mediterránea.

Referencias:

- Cura, V., Soria, C., Gómez Guillamón, M.L. (1990). Host range of the causal agent of melon yellowing disease. Report Cucurbit Genetics Cooperative 13: 29–30.
- Esteva, J., Nuez, F. (1992). Tolerance to a whitefly-transmitted virus causing muskmelon yellows disease in Spain. Theoretical and Applied Genetics 84: 693–697.
- Jordá-Gutiérrez, C., Gómez-Guillamón M.L., Juárez M., Alfaro A., (1993). Closterovirus-like particles associated with a yellows diseases of melons in South-eastern Spain. Plant Pathology 42: 722–727.
- Luis-Arteaga, M. (1994). Virus del amarilleo del pepino. Cucumber Yellows Virus. CuYV. En (Díaz Ruiz, J.R.; García Jiménez, J.). Enfermedades de las Cucurbitáceas en España. Monografías de la SEF 1: 85.
- Nuez, F., Esteva, J., Soria, C., Gómez Guillamón, M.L. (1991). Search for sources of resistance to a whitefly transmitted yellowing disease in melon. Report Cucurbit Genetics Cooperative 14: 59–60.
- Soria, C., Gómez Guillamón, M.L. (1989). Transmission of the causal agent of muskmelon yellowing disease. Report Cucurbit Genetics Cooperative 12: 40–41.
- Soria, C., Gómez Guillamón, M.L. (1990). Relationship between the causal agent of melon yellowing disease in the South-East of Spain and its vector. Report Cucurbit Genetics Cooperative 13: 27–28.
- Soria, C., López-Sesé, A., Gómez Guillamón, M.L. (1996). Resistance mechanisms of *Cucumis melo* var. *agrestis* against *Trialeurodes vaporariorum* and their use to control a closterovirus that causes a yellowing disease of melon. Plant Pathology 45: 761–766.

Beet virus Q (BVQ)

Virus Q de la remolacha

Taxonomía: Género: Pomovirus

Descripción: Partículas tubulares de genoma tripartido, compuestas de ARN de simple cadena.

Huéspedes: Inicialmente considerado como un serotipo del Beet soil-borne virus (BSBV), actualmente se considera como un virus independiente. Se presenta frecuentemente junto con este virus y con el causante de la rizomanía en remolacha azucarera, Beet necrotic yellow vein virus (BNYVV).

Sintomatología: Su manifestación sintomatológica es difícil de determinar, por presentarse de forma conjunta con el virus de la rizomanía (Beet necrotic yellow vein virus), desconociéndose asimismo su papel en la epidemiología de esta enfermedad.

Transmisión: Transmitido por *Polymyxa betae*.

Distribución geográfica: Albacete (La Roda) en España. Bélgica (Hainaut), Bulgaria, Francia, Alemania, Hungría, Irán y Holanda.

Referencias:

- Farzadfar, Sh., Pourrahim, R., Golnaraghi, A.R., Ahoonmanesh, A. (2005). First report of beet virus Q on sugarbeet in Iran. *Plant Disease* 89, 1359.
- Koenig, R., Pleij, C.W., Beier, C., Commandeur, U. (1998). Genome properties of Beet virus Q, a new furo-like virus from sugarbeet, determined from unpurified virus. *Journal of General Virology* 79: 2027–2036.
- Rubies Autonell, C., Ratti, C., Resca, R. (2006). First report of Beet virus Q in Spain. *Plant Disease* Vol. 90, n 1: 110.

Beet western yellows virus (BWYV)

Virus del amarilleo occidental de la remolacha

Sinónimos: Beet mild yellowing virus, Turnip yellows virus, Malva yellows virus, Radish yellows virus, Turnip mild yellows virus.

Taxonomía: Familia: Luteoviridae; Género: Polerovirus.

Descripción: Partícula isométrica de 26 nm de diámetro con una molécula de RNA de cadena sencilla y sentido positivo de 5,64 kb. El ácido nucleico supone el 30% del virión.

Citopatología: Las partículas están confinadas al floema y asociadas con la degeneración del mismo.

Huéspedes: Lechuga, remolacha, espinaca, guisante, judía, sandía, pepino, tomate. Las cepas europeas que infectan remolacha se suelen denominar Beet mild yellowing virus.

Sintomatología: Causa el amarilleo de las hojas. Las hojas externas de remolacha se tornan amarillas, engrosan y se hacen quebradizas. Suelen ser invadidas por patógenos de debilidad. En lechuga se produce un amarilleo internervial de las hojas externas.

Transmisión: Se transmite por pulgones de forma persistente circulativa, estando citadas más de ocho especies de áfidos, siendo el más importante *Myzus persicae*.

Distribución geográfica: Mundial; en España se ha citado en Andalucía, Murcia, Cataluña, Baleares, Castilla y León y Extremadura.

Referencias:

- Carazo, G., Blas, C. de, Sáiz, M., Romero, J., Castro, S. (1993). Virus diseases of chick-pea in Spain. *Plant Disease* 77: 210.
- Fresno, J., Castro, S., Babin, M., Carazo, G., Molina, A., Blas, C. de, Romero, J. (1997). Virus diseases of broad bean in Spain. *Plant Disease* 81: 112.
- Pérez de San Roman, C., Ortiz, A., Ayala, J. (1996). Distribution and incidence of yellowing viruses in sugar beet crops in Spain from 1990 to 1993. *Annals of Applied Biology* 128: 279–284.

Beet yellows virus (BYV) **Virus del amarilleo de la remolacha**

Sinónimos: Beta virus 4, sugar beet yellows.

Taxonomía: Familia: Closteroviridae; Género: Closterovirus.

Descripción: Partícula filamentosa flexuosa de 1250 nm de longitud, con una molécula de RNA monocatenario de sentido positivo de 14,5 kb. El ácido nucleico supone el 5% del virión.

Citopatología: Asociado con la degeneración del floema.

Huéspedes: Remolacha, espinaca.

Sintomatología: Amarilleo grave. Empieza por un aclarado de venas de las hojas jóvenes, que luego se engrosan y se vuelven coriáceas y quebradizas. En hojas maduras aparecen puntos translúcidos pequeños. En hojas viejas produce pequeñas manchas necróticas, rojizas o pardas, junto al amarilleo.

Transmisión: Se transmite por pulgones de forma semipersistente, estando citadas varias especies, entre las que cabe destacar *Myzus persicae* y *Aphis fabae*, y por inoculación mecánica artificial con dificultad.

Distribución geográfica: Mundial; en España se ha citado en todas las regiones.

Referencias:

- Commonwealth Mycological Institute (CMI). (1969). Distribution of Beet Yellows Virus. CMI Map 261, 3rd. Edition.
- Martínez–Cordón, F. (1979). La virosis de la amarillez de la remolacha y su repercusión en la producción azucarera. Anales del Instituto Nacional de Investigaciones Agrarias. Protección Vegetal 12: 181–284.
- Pérez de San Roman, C., Ortiz, A., Ayala, J. (1996). Distribution and incidence of yellowing viruses in sugar beet crops in Spain from 1990 to 1993. Annals of Applied Biology 128: 279–284.

Broad bean mottle virus (BBMV)

Virus del moteado del haba

Taxonomía: Familia: Bromoviridae; Género: Bromovirus.

Descripción: Partícula isométrica de aproximadamente 26 nm de diámetro, compuesta por tres moléculas de RNA monocatenario de sentido positivo de 3,2; 2,8; y 2,2 kb correspondientes a RNA 1, RNA 2 y RNA 3 respectivamente y un RNA subgenómico de 0,8 kb que expresa la proteína de la cápsida. Los viriones contienen del 21 al 23% de ácido nucleico.

Citopatología: Presenta inclusiones amorfas en las zonas cloróticas de las hojas infectadas, al principio granulares y posteriormente vacuoladas.

Huéspedes: Haba, judía, guisante.

Sintomatología: En haba causa moteado y deformación sistémicos de hoja; en judía y guisante causa lesiones cloróticas locales y moteado y amarilleo de venas sistémicos en hoja.

Transmisión: Se transmite por inoculación mecánica y por coleópteros: *Acalymma trivittata*, *Colaspis flavida*, *Diabrotica undecimpunctata*, *Sitona lineata*.

Distribución geográfica: Sudán, Gran Bretaña, Portugal, España, Marruecos, Siria, Egipto.

Referencias:

- Llamas, S., Sandoval C., Babin M., Pogany J., Bujarski J., Romero J. (2004). Effect of the host and temperature on the formation of defective RNAs associated with Broad bean mottle virus infection. *Phytopathology* 94: 69–75.
- Rubio, M. (1964). Presencia de Broad Bean Mosaic Virus en España. *Microbiología Española* 17: 1–14.

Broad bean V virus (BBVV)

Virus V del haba

Taxonomía: Familia: Potyviridae; Género: probable Potyvirus.

Descripción: Partícula filamentosa, flexuosa y sin envuelta, de 675–750 nm de longitud.

Huéspedes: Haba.

Sintomatología: Causa mosaico.

Transmisión: Se transmite por pulgones *Aphis fabae* de forma no persistente y por inoculación mecánica .

Distribución geográfica: España.

Referencias:

- Cockbain, A. (1997). Broad bean V virus en (Brunt, A.A.; Crabtree, K.; Dallwitz, M.J., Gibbs, A.J., Watson, L. Zurcher, E.J.). Plant Viruses Online: Descriptions and Lists from the VIDE Database: 57.0.1.T.D.01.*
- Rubio-Huertos, M., Santaolalla, M., Moreno, S. (1967). Primer informe del virus V del haba. Anales Edafología Agrobiología 26: 763.

Broad bean wilt virus (BBWV)

Virus del marchitamiento del haba

Sinónimos: Nasturtium ringspot virus, Petunia ringspot virus, Parsley virus 3, P.O. pea streak virus.

Taxonomía: Familia: Bromoviridae; Género: Fabavirus.

Descripción: Partículas isométricas de aproximadamente 25 nm de diámetro.

Citopatología: En células epidérmicas de haba algunos aislados forman inclusiones amorfas y cristalinas. En haba, *Chenopodium amaranticolor* y *Nicotiana clevelandii* pueden encontrarse inclusiones en forma de tubos compuestos por partículas virales.

Huéspedes: Afecta a guisante, haba, espinaca, Nasturtium, petunia, pimienta, zanahoria, perejil, *Digitalis lanata*, *Catalpa bignonioides*.

Sintomatología: Produce marchitamiento en haba y espinaca; cuando la infección es temprana en haba, se produce una necrosis sistémica de las hojas del brote. En guisante causa estrías. En pimienta, mosaico de fuerte a suave en brotes, en forma de manchas de color verde oscuro. En frutos los síntomas son variables, desde áreas necróticas depresivas, manchas necróticas, dibujos irregulares y anillos cloróticos. Reducción del desarrollo.

Transmisión: Transmitido por áfidos de forma no persistente, estando citados *Myzus persicae*, *Aphis craccivora* y *Macrosiphum euphorbiae*, de los cuales *M. persicae* se considera como el más eficiente vector de esta virosis. Los aislados que afectan al *Nasturtium* sp. se transmiten por *Aphis fabae* y *Acyrtosiphon onobrychis*.

Distribución geográfica: Australia, USA, Japón, Europa, España.

Referencias:

- Ferrer, R.M., Guerri J., Luis–Arteaga M.S., Moreno P., Rubio L. (2005). The complete sequence of a Spanish isolate of *Broad bean wilt virus 1* (BBWV–1) reveals a high variability and conserved motifs in the genus *Fabavirus*. *Archives of Virology* 150: 2109–2116.
- Lisa, V., Boccardo G. (1996). Fabaviruses: Broad bean wilt virus and allied viruses. In *Polyhedral virions and bipartite RNA genomes (The Plant Viruses, vol. 5)*, pp 229–250. Edited by B. H. Harrison & A. F. Murant. Plenum Press, New York.
- Rubio, L., Luis–Arteaga M., Cambra M., Serra J., Moreno P., Guerri J. (2002). First Report of *Broad bean wilt virus 1* in Spain. *Plant Disease* 86: 698.

Carnation etched ring virus (CERV)

Virus del anillo grabado del clavel

Taxonomía: Familia: Caulimoviridae; Género: Caulimovirus.

Descripción: Partículas isométricas de aspecto angular de aproximadamente 45 nm de diámetro, que contienen una molécula de DNA bicatenario de 7,9 kb, circular, con 2 a 4 interrupciones monocatenarias según el aislado. El ácido nucleico supone el 16% del virión.

Citopatología: Cuerpos de inclusión de forma irregular en el citoplasma de las células de plantas infectadas. Viriones presentes en el citoplasma y el núcleo en células de toda la planta.

Huéspedes: Clavel.

Sintomatología: Causa anillos, punteados, manchas y arabescos necróticos en las hojas.

Transmisión: Se transmite por pulgones de forma semipersistente, estando citado *Myzus persicae* como vector, y por inoculación mecánica.

Distribución geográfica: Mundial; en España se ha citado en Cataluña.

Referencias:

- Batlle, A., Laviña, A. (1994). First report of carnation necrotic fleck virus in Spain. *Plant Disease* 78: 1122.
- Peña-Iglesias, A., Ayuso, P., Castro, S., Miguélez, E., Blas, C. de, Rey, M. del C. (1979). Los virus del clavel en la Maresma Catalana y la Producción rápida de clones sanos por cultivo de verdaderos meristemos apicales. *Anales del Instituto Nacional de Investigaciones Agrarias. Protección Vegetal* 12: 139–154.
- Sánchez-Navarro, J.A., Cañizares, M.C., Cano, E.M., Pallás, V. (1999). Simultaneous detection of five carnation viruses by non-isotopic molecular hybridization. *Journal of Virological Methods* 82: 167–175.

Carnation latent virus (CLV)

Virus latente del clavel

Taxonomía: Familia: Flexiviridae; Género: Carlavirus.

Descripción: Los viriones son filamentos ligeramente flexuosos de 650 x 12 nm, con una única molécula de RNA monocatenario de 8,5 kb. El ácido nucleico supone el 6% del virión.

Huéspedes: Clavel, patata.

Sintomatología: Causa muy pocos síntomas o ninguno.

Transmisión: Se transmite por inoculación mecánica y por pulgones de forma no persistente, estando citado *Myzus persicae*.

Distribución geográfica: Mundial.

Referencias:

- Peña-Iglesias, A., Ayuso, P., Castro, S., Miguélez, E., Blas, C. de, Rey, M. del C. (1979). Los virus del clavel en la Maresma Catalana y la producción rápida de clones sanos por cultivo de verdaderos meristemos apicales. *Anales del Instituto Nacional de Investigaciones Agrarias. Protección Vegetal* 12: 139–154.
- Sánchez-Navarro, J.A., Cañizares, M.C., Cano, E.M., Pallás, V. (1999). Simultaneous detection of five carnation viruses by non-isotopic molecular hybridization. *Journal of Virological Methods* 82: 167–175.

Carnation mottle virus (CarMV)

Virus del moteado del clavel

Taxonomía: Familia: Tombusviridae; Género: Carmovirus.

Descripción: Partícula isométrica de aspecto redondeado de alrededor de 27 nm de diámetro, con una molécula de RNA lineal, monocatenario y de sentido positivo de 4,5 kilobases. El ácido nucleico supone el 20% del virión.

Citopatología: Viriones presentes en todas partes de la planta huésped. Ausencia de inclusiones en las células infectadas.

Huéspedes: Clavel, begonia.

Sintomatología: Induce un moteado suave en las hojas, atenuación del color en pétalos y pérdidas de plántulas durante el proceso de enraizamiento.

Transmisión: Se transmite por inoculación mecánica y por contacto entre plantas.

Distribución geográfica: Europa.

Referencias:

- Cañizares, M.C., Marcos, J.F. Pallas, V. (2001). Molecular variability of twenty–one geographically distinct isolates of Carnation mottle virus (CarMV) and phylogenetically relationships within the Tombusviridae family. *Archives of Virology* 146, 2039–2051.
- Peña–Iglesias, A., Ayuso, P., Castro, S., Miguélez, E., Blas, C. de, Rey, M. del C. (1979). Los virus del clavel en la Maresma Catalana y la Producción rápida de clones sanos por cultivo de verdaderos meristemos apicales. *Anales del Instituto Nacional de Investigaciones Agrarias. Protección Vegetal* 12: 139–154.
- Sánchez–Navarro, J.A., Cano, E.A., Pallás, V. (1996). Non–radioactive molecular hybridization detection of carnation mottle virus in infected carnations and its comparison to serological and biological techniques. *Plant Pathology* 45: 375–382.
- Sánchez–Navarro, J.A., Cañizares, M.C., Cano, E.M., Pallás, V. (1999). Simultaneous detection of five carnation viruses by non–isotopic molecular hybridization. *Journal of Virological Methods* 82: 167–175.

Carnation necrotic fleck virus (CNFV)

Virus del punteado necrótico del clavel

Taxonomía: Familia: Closteroviridae; Género: Closterovirus.

Descripción: Partícula filamentosa y flexuosa de 1400–1500 nm de longitud y 12–13 de diámetro, compuesta por una molécula de RNA monocatenario de sentido positivo de 12,8 kb. El ácido nucleico supone el 5% del virión.

Citopatología: Puede causar necrosis en las células del floema. Masas de partículas y/o estructuras vesiculares pueden verse en las células del floema y células epidérmicas.

Huéspedes: Clavel.

Sintomatología: Causa punteados y estriados cloróticos en las hojas basales y tallos florales, que acaban por necrosarse. Se produce de forma característica un cambio de color a morado rojizo en las flores.

Transmisión: Se transmite por pulgones de forma semipersistente, estando citado *Myzus persicae* como vector. Por inoculación mecánica con cierta dificultad.

Distribución geográfica: Zonas de cultivo del clavel; en España se ha citado en Andalucía.

Referencias:

- Batlle, A., Laviña, A. (1994). First report of carnation necrotic fleck virus in Spain. *Plant Disease* 78: 1122.
- Sánchez-Navarro, J.A., Cañizares, M.C., Cano, E.M., Pallás, V. (1999). Simultaneous detection of five carnation viruses by non-isotopic molecular hybridization. *Journal of Virological Methods* 82: 167–175.

Carnation vein mottle virus (CVMV) **Virus del moteado de las venas del clavel**

Taxonomía: Familia: Potyviridae; Género: Potyvirus.

Descripción: Partícula filamentosa, flexuosa, de 790 nm y con una única molécula lineal de RNA de cadena sencilla y de sentido positivo.

Citopatología: Presenta diversos tipos de inclusiones citoplasmáticas desde los típicos molinillos ("Pinwheels"), bandas, círculos y bucles.

Huéspedes: Clavel.

Sintomatología: Causa manchas cloróticas y áreas oscuras en las venas de las hojas. En ocasiones causa malformaciones en pétalos y rotura de color en flores.

Transmisión: Se transmite por pulgones de forma no persistente, estando citado *Myzus persicae* y por inoculación mecánica.

Distribución geográfica: Zonas de cultivo del clavel.

Referencias:

- Peña–Iglesias, A., Ayuso, P., Castro, S., Miguélez, E., Blas, C. de, Rey, M. del C. (1979). Los virus del clavel en la Maresma Catalana y la producción rápida de clones sanos por cultivo de verdaderos meristemos apicales. *Anales del Instituto Nacional de Investigaciones Agrarias. Protección Vegetal* 12: 139–154.
- Sánchez–Navarro, J.A., Cañizares, M.C., Cano, E.M., Pallás, V. (1999). Simultaneous detection of five carnation viruses by non–isotopic molecular hybridization. *Journal of Virological Methods* 82: 167–175.

Cauliflower mosaic virus

Virus del mosaico de la coliflor

Sinónimos: Brassica virus 3, Brocoli mosaic virus, Cabbage mosaic virus, cabbage virus B.

Taxonomía: Familia: Caulimoviridae; Género: Caulimovirus.

Descripción: Partícula isométrica de aproximadamente 50 nm de diámetro, que contiene una molécula de DNA bicatenario de 8 kb, circular, con 2 a 4 interrupciones monocatenarias según el aislado. El ácido nucleico supone el 16% del virión.

Citopatología: Las partículas virales se localizan sólo en el citoplasma de las células infectadas, generalmente asociadas a material granular denso a los electrones formando masas elípticas de material con vacuolas.

Huéspedes: Brassicaceae en general: col, brécol, coliflor, col lombarda, rabano, nabo, *Chenopodium album*, *Sonchus* sp., *Galinsoga parviflora*, *Malva* sp.

Sintomatología: Produce mosaico y moteados en la superficie foliar de una amplia lista de especies de las crucíferas. En coliflor reduce el tamaño de la inflorescencia. A menudo aparece en infecciones conjuntas con Turnip mosaic virus.

Transmisión: Se transmite por pulgones de forma semipersistente, estando citados *Myzus persicae* y *Brevicoryne brassicae* y por inoculación mecánica.

Distribución geográfica: Mundial.

Referencias:

- Commonwealth Mycological Institute (CMI). (1970). Distribution of Cauliflower Mosaic Virus. CMI Map 373, 2nd. Edition.
- Laboratorio de Criptogamia. (1942). Memoria del trabajo llevado a cabo por la Estación de Fitopatología de La Coruña durante 1934. Publicación Estación Fitopatología Agrícola de La Coruña 23: 21–57.
- Moreno, A., De Blas, C., Biurrun, R., Nebreda, M., Palacios, I., Duque, M., Federes, A. (2004). The incidence and distribution of viruses infecting lettuce, cultivated Brassica and associated natural vegetation in Spain. *Ann. Appl. Biol.* 144: 339–346.
- Palacios, I., Drucker, M., Blanc, S., Leite, S., Moreno, A., Federes, A. (2002). Cauliflower mosaic virus is preferentially acquired from the phloem by its aphid vector. *Journal of General Virology* 83: 3163–3171.

Celery mosaic virus

Virus del mosaico del apio

Sinónimos: Apium virus 1, Marmor umbellifarum, Western celery mosaic virus.

Taxonomía: Familia: Potyviridae; Género: Potyvirus.

Descripción: Partícula flexuosa de alrededor de 780 nm de longitud.

Citopatología: Inclusiones típicas de los Potyvirus pueden encontrarse en las células infectadas.

Huéspedes: Apio, cilantro, perejil.

Sintomatología: En apio rizado de hojas, manchas amarillas y aclarado de venas, mosaico. Exagerado crecimiento en roseta con varios grados de distorsión en hojas. Los síntomas pueden confundirse con los ocasionados en apio por Cucumber mosaic virus. Amarilleo y enanismo en cilantro. Clorosis amarillo–dorada en perejil.

Transmisión: Se transmite por áfidos de forma no persistente, estando citados más de veintiséis especies de pulgones como *Aphis middletonii*, *A. ferruginea–striata*, *A. api-graveolens*, *A. apii*, *A. gossypii*, *Cavalliera aegopodii*, etc.

Distribución geográfica: Estados Unidos, Francia, Alemania, España, Gran Bretaña.

Referencias:

- Dallwitz, M.J., Paine, T., Zurcher, E. (2002). Celery mosaic virus. ICTVdB Descriptions. <http://www.ncbi.nlm.nih.gov>
- Shepard, J.F., Grogan, R.G. (1971). Celery mosaic virus. CMI/AAB. Descriptions of Plant Viruses N° 50, 4p.
- Traicevski, V. (2000). Celery mosaic virus. Information Notes. Department of primary industries. <http://www.dpi.vic.gov.au>

Cherry leaf roll virus (CLRV) Virus del enrollado de la hoja del cerezo

Sinónimos: Ash mosaic virus, *Sambucus* ringspot, walnut yellow mosaic, walnut ringspot.

Taxonomía Familia: Comoviridae; Género: Nepovirus.

Descripción: Partículas isométricas de 28 nm de diámetro de silueta angular, que sedimentan a 52 S (T), 115 S (M) y 128 S (B) y contienen dos moléculas de ARN monocatenario de sentido positivo. Las T no contienen ARN, las M una molécula de ARN de 7,5 kb y las B una molécula de ARN de 9 kb.

Citopatología: Los viriones se encuentran en inclusiones membranosas en el citoplasma de células de hojas, raíces, tubos polínicos, óvulos y semillas.

Huéspedes: Nogal, olmo, *Prunus* spp., *Olea* spp., *Betula* spp., *Rubus* spp.

Sintomatología: Los síntomas dependen del huésped afectado. Causa enrollado de hojas y muerte en *Prunus* spp., decaimiento y línea de necrosis en la zona de injerto de cultivares de nogal (*Juglans regia*) injertados sobre *J. nigra*, *J. hindsii* y sus híbridos, manchas amarillo cromo también en el nogal, clorosis en *Rubus* spp. y mosaico foliar en el olmo. En olivo es asintomático.

Transmisión: Se transmite por nemátodos del género *Xiphinema*, por injerto, y se ha descrito transmisión por semilla y polen. Experimentalmente por inoculación mecánica.

Distribución geográfica: América del Norte, Europa, cuenca del Mediterráneo, Norte de Asia, Australia y Nueva Zelanda.

Referencias:

- Bertolini, E., Fadda, Z., García, F., Celada, B., Olmos, A., Gorris, M.T., Del Río, C., Caballero, J., Durán-Vila, N., Cambra, M. (1998). Virosis del olivo detectadas en España. Nuevos métodos de diagnóstico. *Phytoma España* 102: 191–193.
- Bertolini, E., Olmos, A., López, M.M., Cambra, M. (2003). Multiplex nested reverse transcription–polymerase chain reaction in a single tube for simultaneous detection of four RNA viruses and *Pseudomonas savastanoi* pv *savastanoi* in olive trees. *Phytopathology* 93: 286–292.
- Desvignes, J.C. (1999). Virus diseases of fruit trees. CTIFL. París. (ISBN: 2–87911–122–6). 202 pp.

- Frutos, D., Hita, I. (1993). Detección del virus del enrollado del cerezo en selecciones españolas de nogal. *Investigación Agraria, Producción y Protección Vegetales* 8: 275–277.
- Rowhani, A., Mircetich, S.M. (1988). Pathogenicity on walnut and serological comparisons of cherry leafroll virus strains. *Phytopathology* 78: 817–820.

Citrus concave gum disease **Concavidades gomosas de los cítricos**

Sinónimos: Bolsillo ciego de los cítricos (Citrus blind pocket).

Taxonomía: Supuesta etiología viral.

Citopatología: Acumulación de goma en los vasos del xilema de algunos anillos de crecimiento.

Huéspedes: Naranja, mandarina y pomelo, principalmente.

Sintomatología: Causa concavidades alargadas en el tronco, que a veces son anchas y de fondo plano (concave gum) y otras más estrechas y profundas (blind pocket). En las secciones transversales de las zonas afectadas del tronco o ramas se observa acumulación de goma en forma de anillos concéntricos. Frecuentemente, en los bordes de las concavidades se producen grietas en la corteza, por las que rezuma la goma acumulada en el xilema. En las hojas jóvenes, especialmente en la brotación de primavera, se observa al trasluz la aparición de flecos cloróticos y manchas de bordes ondulados en torno al nervio principal, que se asemejan a la forma de una hoja de roble.

Transmisión: El agente se transmite por injerto.

Distribución geográfica: Zonas templadas.

Referencias:

- Guerri, J. (2000). Concavidades gomosas. En: Enfermedades de los cítricos, Duran-Vila, N., Moreno, P.(eds.). Ediciones Mundi-Prensa. Madrid, pp. 65–66.
- Roistacher, C.N. (1991). Graft-transmissible diseases of citrus. Handbook for detection and diagnosis. FAO, Rome. 286 pp.

Citrus cristicortis disease

Cristacortis de los cítricos

Taxonomía: Supuesta etiología viral.

Citopatología: En las especies sensibles se observa inactivación de la actividad meristemática del cambium (entre la corteza y la madera) en puntos aislados, que da lugar a un crecimiento radial irregular con formación de depresiones (acanaladuras en la madera) en los puntos donde esta inactivación ha ocurrido.

Huéspedes: Distintas especies de cítricos e híbridos. Produce síntomas en naranjos dulces y amargos, mandarinos, pomelos, limoneros, tangelos y tangors, mientras que otras especies e híbridos sufren infecciones asintomáticas.

Sintomatología: El síntoma característico es la presencia en tronco y ramas de crestas longitudinales en la cara cambial de la corteza, que se corresponden con hendiduras en la madera. Estas hendiduras a veces se corresponden con depresiones longitudinales en el tronco o ramas, visibles exteriormente. En huéspedes especialmente sensibles puede observarse acumulación de goma en el fondo de las hendiduras. El crecimiento radial hace desaparecer algunas hendiduras, mientras aparecen otras nuevas. Las señales de antiguas depresiones pueden apreciarse en cortes transversales de las ramas afectadas como líneas radiales en la madera, que suelen ser de color claro, o de color parduzco cuando hubo acumulación de goma. En hojas jóvenes se pueden observar flecos cloróticos y manchas en forma de hoja de roble.

Transmisión: Por propagación de yemas infectadas.

Distribución geográfica: Se han observado síntomas de cristicortis en distintos países del Mediterráneo y Oriente Medio (Egipto, España, Grecia, Irak, Israel, Italia, Marruecos, Siria, Túnez, Turquía, Yemen), así como en Colombia, Mauricio, Vietnam, en variedades introducidas de la zona Mediterránea.

Referencias:

- Bové, J.M. (1995) *Virus and virus-like diseases in the Near East region*. Rome: FAO.
- Guerri, J. (2000). Cristacortis. En: Enfermedades de los cítricos, Duran-Vila, N., Moreno, P.(eds.). Ediciones Mundi-Prensa. Madrid, pp. 66.
- Roistacher, C.N. (1991). Graft-transmissible diseases of citrus. Handbook for detection and diagnosis. FAO, Rome. 286 pp.

Citrus leaf blotch virus (CLBV)

Virus del manchado foliar de los cítricos

Sinónimos: Virus del moteado del (tangor) Dweet (Dweet mottle virus).

Taxonomía: Familia: Flexiviridae (propuesta); Género: Citrivirus (propuesto).

Descripción: Partículas filamentosas de 14x900 nm formadas por una molécula de ARN de cadena sencilla y polaridad positiva de 8747 nt y una proteína de cápsida de 41 kDa dispuesta helicoidalmente alrededor del ARN genómico.

Huéspedes: Cítricos. Probablemente infecta la mayoría de las especies y variedades cultivadas de cítricos, pero sólo unas pocas muestran síntomas. Se ha transmitido experimentalmente a *Nicotiana occidentalis*, si bien la infección en esta especie es asintomática.

Sintomatología: Los síntomas más característicos de CLBV en invernadero son la producción de manchas cloróticas en hojas jóvenes de tangor Dweet, un síndrome conocido como moteado del (tangor) Dweet (*Dweet mottle*), y de acanaladuras en la madera del cidro Etrog. Algunos aislados inducen además clorosis nervial transitoria en varias especies o híbridos como naranjo dulce Pineapple, *Citrus macrophylla* o citranges Troyer y Carrizo, y mala unión de distintas variedades propagadas sobre patrones trifoliados (*Poncirus trifoliata*, citranges o citrumelos), tanto en invernadero como en campo. Sin embargo, no se ha demostrado que estos últimos síntomas sean realmente causados por CLBV y podría haber implicado un agente distinto.

Transmisión: Por yemas infectadas. Se ha detectado también la transmisión por semilla en citrange, naranjo amargo y *Citrus macrophylla*.

Distribución geográfica: Además de en España, CLBV se ha detectado en árboles de campo de Florida, California, Japón y Australia.

Referencias:

- Galipienso, L., Navarro, L., Ballester-Olmos, J.F., Pina, J.A., Moreno, P., Guerri, J. (2000). Host range and symptomatology of a graft-transmissible pathogen inducing bud union crease of citrus on trifoliolate rootstocks. *Plant Pathology* 49: 308–314.
- Galipienso, L., Vives, M.C., Moreno, P., Milne, R.G., Navarro, L., Guerri, J. (2001). Partial characterization of citrus leaf blotch virus, a new virus from Nagami kumquat. *Archives of Virology* 146: 357–368.
- Galipienso, L., Vives, M.C., Navarro, L., Moreno, P., Guerri, J. (2004). Detection of Citrus leaf blotch virus using Digoxigenin-labeled cDNA probes and RT-PCR. *Eu-*

ropean Journal of Plant Pathology 110: 175–181.

- Guerri, J., Pina, J.A., Vives, M.C., Navarro L., Moreno, P. (2004). Seed transmission of Citrus leaf blotch virus: Implications in quarantine and certification programs. *Plant Disease* 88: 906.
- Vives M.C., Rubio, L., Galipienso, L., Navarro, L., Moreno, P., Guerri, J. (2002). Low genetic variation between isolates of *Citrus leaf blotch virus* from different host species and of different geographic origins. *Journal of General Virology* 83: 2587–2591.
- Vives, M.C., Galipienso, L., Navarro, L., Moreno, P., Guerri, J. (2001). The nucleotide sequence and genome organization of *Citrus leaf blotch virus*: Candidate type species for a new virus genus. *Virology* 287: 226–233.
- Vives, M.C., Galipienso, L., Navarro, L., Moreno, P., Guerri, J. (2002). *Citrus leaf blotch virus*: A new citrus virus associated with bud union crease on trifoliolate rootstocks. En: Duran–Vila, N., Milne, R.G., da Graça, J.V. (eds.) *Proceedings of the 15th Conference of the International Organization of Citrus Virologists*. IOCV, Riverside, CA. pp. 205–212.

Citrus psorosis virus (CPsV)

Virus de la psoriasis de los cítricos

Sinónimos: Corteza escamosa (*scaly bark*), roña, lepra, yarba, manchas anulares de los cítricos (*Citrus ringspot*).

Taxonomía: Género: Ophiovirus.

Descripción: Viriones formados por partículas filamentosas de al menos dos tamaños cuando se separan por centrifugación en un gradiente de sacarosa. Al microscopio electrónico las partículas son circulares y muy rizadas, de 3–4 nm de diámetro y 690–760 nm de longitud las más pequeñas, y unas cuatro veces más las más grandes. El genoma de CPsV está formado por tres moléculas de RNA de polaridad negativa y 8184 nt, 1644 nt and 1454 nt de tamaño, que se encapsidan separadamente con una única proteína de unos 48 kDa.

Citopatología: Se observa acumulación de goma en el interior de la corteza, que impregna el xilema y produce oclusión de vasos.

Huéspedes: CPsV infecta la mayoría de las especies y variedades de cítricos, además de algunas especies afines, pero sólo algunas de ellas muestran los síntomas característicos de descamación de la corteza. De forma experimental algunos aislados se han transmitido mecánicamente a varias especies herbáceas, principalmente *Chenopodium quinoa*.

Sintomatología: La psoriasis de los cítricos se caracteriza por la aparición de descamaciones localizadas en la corteza del tronco y ramas principales (psoriasis A), normalmente en árboles de al menos diez años de edad, o una descamación rampante que afecta incluso a las ramas secundarias (psoriasis B) y que aparece a una edad más temprana. En secciones transversales de las zonas descamadas se observan manchas irregulares de color marrón en la madera, que son debidas a la impregnación de goma. A veces ésta fluye al exterior en el borde de las lesiones. Las ramas muy afectadas muestran defoliación y pueden llegar a secarse debido a la oclusión de los vasos del xilema. En primavera las hojas jóvenes muestran flecos cloróticos, que normalmente desaparecen al madurar la hoja. Las plantas afectadas por psoriasis B muestran además manchas cloróticas en el haz de las hojas viejas, que se corresponden en el envés con unas pústulas de aspecto gomoso.

Transmisión: Se propaga por material infectado. Experimentalmente CPsV puede transmitirse mecánicamente y por cuscuta, si bien estas vías carecen de importancia epidemiológica.

Distribución geográfica: Norteamérica, Sudamérica, Mediterráneo.

Referencias:

- García, M.L., Dal Bo, E., Grau, O., Milne, R.G. (1994). The closely related citrus ringspot and citrus psorosis viruses have particles of novel filamentous morphology. *Journal of General Virology* 75: 3585–3590.
- Graça, J.V. da, Lee, R.F., Moreno, P., Civerolo, E.L., Derrick, K.S., Da Graca, J.V. (1991). Comparison of isolates of citrus ringspot, psorosis, and other viruslike agents of *Citrus*. *Plant Disease* 75: 613–616.
- Guerri, J. (2000). Psoriasis. En: *Enfermedades de los cítricos*, Duran–Vila, N., Moreno, P.(eds.). Ediciones Mundi–Prensa. Madrid, pp. 75–77.
- Martín, S., Alioto, D., Milne, R.G., Garnsey, S.M., García, M.L., Grau, O., Guerri, J., Moreno, P. (2004). Detection of Citrus psorosis virus by ELISA, molecular hybridization, RT–PCR and immunosorbent electron microscopy and its association with citrus psorosis disease. *European Journal of Plant Pathology* 110:747–757.
- Martín, S., Alioto, D., Milne, R.G., Guerri, J., Moreno, P. (2002). Detection of Citrus psorosis virus in field trees by direct tissue blot immunoassay in comparison with ELISA, symptomatology, biological indexing and cross–protection tests. *Plant Pathology* 51:134–141.
- Martín, S., LLópez, C., García, M.L., Naum–Ongania, G., Grau, O., Flores, R., Moreno, P., Guerri, J. (2005). The complete nucleotide sequence of a Spanish isolate of Citrus psorosis virus: comparative analysis with other ophioviruses. *Archives of Virology* 150:167–176.
- Milne, R.G., García, M.L., Moreno, P. (2003). *Citrus psorosis virus*. AAB Descriptions of Plant Viruses. No. 401. [http://www.dpvweb.net/dpv/showdpv.php? dpvno=401](http://www.dpvweb.net/dpv/showdpv.php?dpvno=401).
- Navas–Castillo, J., Moreno, P. (1993). Biological diversity of citrus ringspot isolates in Spain. *Plant Pathology* 42: 347–357.
- Navas–Castillo, J., Moreno, P. (1995). Filamentous flexuous particles and serologically related proteins of variable size associated with Spanish isolate of citrus ringspot. *European Journal of Plant Pathology* 101: 343–348.
- Navas–Castillo, J., Moreno, P., Cambra, M., Derrick, K. (1993). Partial purification of a virus associated with a Spanish isolate of citrus ringspot. *Plant Pathology* 42: 339–346.

Citrus tristeza virus (CTV)

Virus de la tristeza de los cítricos

Sinónimos: Podredumbre de las raicillas, tristeza, enfermedad de la lima (*lime disease*), colapso (*quick decline*), acanaladuras en la madera del pomelo (*grapefruit stem pitting*).

Taxonomía: Familia: Closteroviridae; Género: Closterovirus.

Descripción: Partícula filamentosa flexuosa de un tamaño aproximado de 11x2000 nm compuesta por una única molécula de ARN monocatenario de sentido positivo de 19,2 kb y dos proteínas de cápsida de 25 y 27 kDa, dispuestas helicoidalmente alrededor del ARN genómico, que cubren respectivamente el 95 y el 5% de la longitud del virión. Las células de las plantas infectadas con el virus contienen además un conjunto de ARNs subgenómicos, que resultan de la estrategia de expresión del virus, y ARNs defectivos que contienen los dos extremos del ARN genómico, pero les falta una zona central de tamaño variable.

Citopatología: Limitado a floema. En las células infectadas, CTV induce la formación de paracrístales que se tiñen con Azur A (células cromáticas) y que constituyen el primer síntoma de la enfermedad. En las especies más sensibles se observa inactivación de la actividad meristemática del cambium, entre la corteza y la madera, que da lugar a un crecimiento radial irregular con formación de depresiones (acanaladuras en la madera) en los puntos donde esta inactivación tiene lugar. En plantas propagadas sobre patrón naranjo amargo, CTV induce la formación de una cantidad excesiva de floema, tanto en el patrón como en la variedad, en la zona próxima a la línea de injerto. Los tubos cribosos y células acompañantes del floema funcional aparecen obliterados y finalmente se necrosan, lo que induce la formación de nuevo floema, que a su vez sufre el mismo proceso de decaimiento. Los radios medulares del patrón naranjo amargo situados bajo la línea de injerto frecuentemente sufren hiperplasia y se lignifican, quedando adheridos a la madera cuando se separa la corteza.

Huéspedes: En infección natural se encuentran afectados miembros de la familia Rutaceae. Dentro de esta familia se ha detectado en la mayoría de las especies y variedades de los géneros *Citrus* y *Fortunella*, y también se ha transmitido experimentalmente a algunas especies de los géneros *Aegle*, *Aeglopsis*, *Afraegle*, *Atalantia*, *Citropsis*, *Clausena*, *Eremocitrus*, *Hesperthusia*, *Merrillia*, *Microcitrus*, *Pamburus*, *Pleiospermium* y *Swinglea*. Algunas especies, como las limas ácidas, son sensibles a la mayoría de los aislados; otras, como los pomelos y naranjos dulces, son tolerantes a algunos de ellos y sólo dan síntomas con los aislados más virulentos; mientras que otras, como los mandarinos, son tolerantes a casi todos los aislados. El naranjo trifoliado (*Poncirus trifoliata*) posee genes de resistencia que impiden el movimiento y acumulación de CTV,

mientras que algunos tipos de kumquat y pomelo tienen genes de resistencia frente a algunas cepas del virus.

Sintomatología: CTV produce tres síndromes diferentes: i) decaimiento y muerte de plantas propagadas sobre patrón naranjo amargo o limonero, ii) amarilleo de plantas de semilla (*seedling yellows*), y iii) acanaladuras en la madera, enanismo y fruta pequeña. El primer síndrome, conocido como enfermedad de la tristeza, es debido a que CTV causa la muerte del floema por debajo de la línea de injerto, lo que da lugar a la desnutrición y muerte progresiva del sistema radicular, que provoca amarilleo de hojas, enanismo, brotaciones escasas y cortas, producción de frutos pequeños y amarillentos, defoliación y muerte progresiva de la copa que suele acabar con la vida del árbol. Los árboles afectados presentan pequeñas proyecciones en la cara cambial de la madera, que se corresponden con orificios en la corteza. El segundo síndrome, que es producido sólo por algunos aislados y generalmente no se observa en campo, consiste en un amarilleo intenso de las hojas y detención del crecimiento de plantitas de semilla de pomelo, limonero o naranjo amargo. El síndrome de acanaladuras en la madera, que resulta de la inactivación de algunas zonas del cambium, da lugar a enanismo, frutos de tamaño reducido y mermas variables en la producción y calidad de la fruta. La incidencia de estos síndromes varía con los aislados y especies afectadas.

Transmisión: La vía fundamental de transmisión es mediante propagación vegetativa de yemas infectadas, y por pulgones de forma semipersistente. El vector más eficiente es *Toxoptera citricida*, seguido por *Aphis gossypii*, siendo este último el principal propagador en el Mediterráneo. *Aphis citricola* y *Toxoptera aurantii*, así como otras especies menos importantes como *Myzus persicae* y *Aphis craccivora*, parecen transmitir sólo algunos aislados del virus.

Distribución geográfica: Mundial. CTV está presente en casi todas las zonas de cultivo de cítricos, si bien su incidencia y la intensidad de los daños varían mucho de unas zonas a otras.

Referencias:

- Ballester-Olmos, J.F., Pina, J.A., Carbonell, E.A., Moreno, P., De Mendoza, A.H., Cambra, M., Navarro, L. (1993). Biological diversity of citrus tristeza virus (CTV) isolates in Spain. *Plant Pathology* 42: 219–229.
- Cambra, M., Gorrís, M.T., Marroquín, C., Román, M.P., Olmos, A., Martínez, M.C., Hermoso de Mendoza, A., López, A., Navarro, L. (2000). Incidence and epidemiology of Citrus tristeza virus in the Valencian community of Spain. *Virus Research* 71: 85–95.
- Cambra, M., Moreno, P. (2000). Tristeza. En: *Enfermedades de los cítricos*, Durán-Vila, N., Moreno, P. (eds.). Ediciones Mundi-Prensa. Madrid, pp. 77–81.

- Garnsey, S.M., Permar, T.A., Cambra, M., Henderson, C.T. (2003). Direct tissue blotting immunoassay (DTBIA) for detection of citrus tristeza virus (CTV). En: Proceedings of the 12th Conference of the International Organization of Citrus Virologists, Moreno, P., da Graça, J.V., Timmer, L.W. (eds.). IOCV, Riverside, CA. pp. 39–50.
- Gottwald, T.R., Cambra, M., Moreno, P., Camarasa, E., Piquer, J. (1996). Spatial and temporal analyses of citrus tristeza virus in eastern Spain. *Phytopathology* 86: 45–55.
- Guerri, J., Moreno, P., Muñoz, N., Martínez, M.E. (1991). Variability among Spanish citrus tristeza virus isolates revealed by double-stranded RNA analysis. *Plant Pathology* 40: 38–44.
- Hermoso de Mendoza A., Ballester Olmos J.F., Pina J.A. (1984). Transmisión of citrus tristeza virus by aphids (Homoptera, Aphididae) in Spain. *Proc. 9th Conf. Int. Org. Citrus Virol.* pp. 23–27.
- Narváez, G., Skander, B.S., Ayllón, M.A., Rubio, L., Guerri, J., Moreno, P. (2000). A new procedure to differentiate citrus tristeza virus isolates by hybridisation with digoxigenin-labelled cDNA probes. *Journal of Virological Methods* 85: 83–92.
- Rubio, L., Ayllón, M.A., Kong, P., Fernández, A., Polek, M., Guerri, J., Moreno, P., Falk, B.W. (2001). Genetic variation of Citrus tristeza virus isolates from California and Spain: evidence for mixed infections and recombination. *Journal of Virology* 75: 8054–8062.
- Sambade, A., López, C., Rubio, L., Flores, R., Guerri, J., Moreno, P. (2003). Polymorphism of a specific region in gene p23 of Citrus tristeza virus allows discrimination between mild and severe isolates. *Archives of Virology* 148 :2325–2340.
- Vela, C., Cambra, M., Cortes, E., Moreno, P., Miguet, J.G., Pérez de San Román, C., Sanz, A. (1986). Production and characterization of monoclonal antibodies specific for Citrus tristeza virus and their use for diagnosis. *Journal of General Virology* 67: 91–96.

Citrus variegation virus (CVV)

Virus de la variegación de los cítricos

Sinónimos: Variegación infecciosa (*Infectious variegation*), Abolladura de las hojas (*Crinkly leaf*).

Taxonomía: Familia: Bromoviridae; Género: Ilarvirus.

Descripción: Viriones constituidos por cuatro partículas con simetría icosaédrica y tamaño variable de 25 a 32 nm. Genoma formado por tres moléculas de ARN (1, 2 y 3) monocatenario y de polaridad positiva, que se encapsidan separadamente. La cuarta partícula contiene un ARN subgenómico del ARN 3 que codifica la proteína de la cápsida (≈ 26 kDa).

Huéspedes: Puede infectar casi todas las especies de cítricos, si bien algunas padecen una infección asintomática. Se han observado síntomas en lima Mexicana, limonero, limonero rugoso, naranjos dulce y amargo, pomelo y mandarinos. Experimentalmente se ha transmitido a distintas especies herbáceas mediante inoculación mecánica.

Sintomatología: Los síntomas foliares característicos consisten en crispado o abolladura de las hojas, acompañado en algunos casos por un moteado asociado con manchas cloróticas similar a una variegación de origen genético. Este último síndrome se ha llamado tradicionalmente variegación infecciosa (*infectious variegation*), mientras que el primero, producido por cepas menos agresivas del virus, se ha denominado abolladura de las hojas (*crinkly leaf*). Las cepas de variegación infecciosa producen deformación de los frutos en distintas especies, mientras que las de abolladura de las hojas no deforman los frutos, si bien en el caso del limonero pueden inducir frutos bastos y de tamaño reducido. En casos excepcionales, se ha observado enanismo en los árboles infectados.

Transmisión: Por yemas infectadas. Se ha observado transmisión por semilla con baja frecuencia

Distribución geográfica: La variegación de los cítricos se ha observado en Argelia, Australia, España, Estados Unidos, Francia, Italia y Marruecos. Su incidencia en general es baja.

Referencias:

- Cambra, M. (2000). Variegación infecciosa–abolladura de las hojas y hoja rugosa de los cítricos. En: Enfermedades de los cítricos, Duran–Vila, N., Moreno, P. (eds.). Ediciones Mundi–Prensa. Madrid. pp. 81–82.
- Roistacher, C.N. (1991). Graft–transmissible diseases of citrus. Handbook for detection and diagnosis. FAO, Rome. 286 pp.

Citrus vein enation/woody gall disease

Protuberancias nerviales/agallas en la madera de los cítricos

Sinónimos: Protuberancias nerviales (*vein enation*), agallas de la madera (*woody gall*).

Taxonomía: Supuesta etiología viral. Se ha sugerido un posible luteovirus.

Descripción: Partículas isométricas asociadas.

Huéspedes: Cítricos. Pocas especies dan síntomas en campo (el limonero rugoso, *Citrus volkameriana* y las limas Mexicana y Rangpur desarrollan agallas, mientras que el naranjo amargo y la lima Mexicana muestran protuberancias en las nerviaciones).

Sintomatología: En las nerviaciones secundarias de algunas hojas se forman por el envés unas pequeñas proyecciones o protuberancias de menos de 1 mm, que se corresponden con pequeñas depresiones en el haz. Este síntoma se aprecia mejor mirando el plano de la hoja con luz rasante. Las agallas en la madera comienzan como pequeñas áreas hinchadas, normalmente en la base de espinas o ramas secundarias, pero pueden desarrollarse y alcanzar el tamaño y forma de una coliflor, especialmente si varias agallas se unen para formar una masa tumoral única. La corteza que cubre las agallas presenta aspecto y espesor normales.

Transmisión: Se transmite al propagar yemas infectadas y también por varias especies de pulgones, incluyendo *Toxoptera citricida*, *Aphis gossypii*, *Myzus persicae* y *Toxoptera aurantii*. Al menos las tres primeras efectúan la transmisión de modo persistente, y *A. gossypii* puede permanecer virulífero 14 días después de la adquisición.

Distribución geográfica: Se ha detectado en países citrícolas de los cinco continentes, incluyendo Argentina, Australia, Brasil, China, España, Estados Unidos, India, Japón, Perú, Sudáfrica o Turquía.

Referencias:

- Ballester, J.F., Pina, J.A., Navarro, L. (1979). Estudios sobre las agallas leñosas y las excrecencias de las venas de los cítricos en España. *Anales del Instituto Nacional de Investigaciones Agrarias, Protección Vegetal* 12: 127–138.
- Da Graça, J.V., Maharaj, S.B. (1991). Citrus vein enation virus, a probable luteovirus. En: Proc. 11th Conference of the International Organization of Citrus Virologists. Brlansky, R.H, Lee, R.F., Timmer, L.W. (eds.). IOCV, Riverside, CA. pp. 391–394.

- Hermoso de Mendoza, A., Ballester Olmos, J.F., Navarro, L., Pina, J.A. (1994). Transmisión del virus del vein enation de los cítricos de manera persistente por *Aphis gossypii* y *Myzus persicae* (Homoptera, Aphididae). *Investigación Agraria, Producción y Protección Vegetales* 2: 99–103.
- Maharaj, S.B., Da Graça, J.V. (1988). Observation of isometric virus-like particles associated with citrus vein enation-infected citrus and the viruliferous aphid vector *Toxoptera citricidus*. *Phytophylactica* 20: 357–360.
- Maharaj, S.B., Da Graça, J.V. (1989). Transmission of citrus vein enation virus by *Toxoptera citricidus*. *Phytophylactica* 21: 81–82.

Citrus yellow ringspot disease **Manchas anulares amarillas de los cítricos**

Sinónimos: Citrus ringspot disease.

Taxonomía: Supuesta etiología viral.

Huéspedes: Cítricos. Se ha observado en naranjo dulce, naranjo amargo y mandarino.

Sintomatología: Los síntomas de esta enfermedad se confundieron en el pasado con algunos síntomas inducidos por ciertos aislados de psoriasis; sin embargo, a diferencia de esta última, los árboles afectados por las manchas anulares amarillas no muestran descamación alguna, y las manchas foliares características no ocurren en hojas jóvenes, sino en hojas viejas, ramillas y frutos. En las hojas estas manchas son fácilmente observables tanto en el haz como en el envés, presentan bordes nítidos y con frecuencia tienen forma de anillo. En los frutos, las zonas afectadas presentan color verde claro o amarillento cuando el fruto aún está verde y color amarillo o naranja pálido cuando ha alcanzado la madurez.

Transmisión: Se propaga por yemas infectadas y no se ha observado dispersión natural.

Distribución geográfica: Se ha descrito en varios países del Mediterráneo y Oriente medio y en Australia.

Referencias:

- Moreno, P. (2000). Otras virosis En: Enfermedades de los cítricos, Duran-Vila, N., Moreno, P. (eds.). Ediciones Mundi-Prensa. Madrid. pp. 82–85
- Navas-Castillo, J., Moreno, P. (1993). Biological diversity of citrus ringspot isolates in Spain. *Plant Pathology* 42: 347–357.
- Navas-Castillo, J., Moreno, P. (1993). Citrus ringspot diseases in Spain. En: Proc. 12th Conf. International Organization of Citrus Virologists. Moreno, P., da Graça, J.V., Timmer, L.W. (eds.). IOCV, Riverside, CA. pp. 163–172.

Clover yellow vein virus (CIYVV)

Virus del amarilleo de las venas del trébol

Sinónimos: Pea necrosis virus, Statice virus Y; Broad bean mild mosaic virus.

Taxonomía: Familia: Potyviridae; Género: Potyvirus.

Descripción: Partícula filamentosa y flexuosa de 750 x 15 nm, con una única molécula de RNA de cadena sencilla y de sentido positivo de 9,5 kb. El ácido nucleico supone el 5% del virión.

Citopatología: Inclusiones citoplasmáticas granulares o cristalinas. Inclusiones cristalinas intranucleares. La mayor parte de las inclusiones presentan la típica forma de “pin-wheels” (Inclusiones cilíndricas o en forma de molinillo) o agregados laminares.

Huéspedes: Trébol, almorta, borraja, judía, lenteja y haba.

Sintomatología: Causa un mosaico y deformación de las hojas.

Transmisión: Se transmite por pulgones de forma no persistente, entre los que destacan *Acyrtosiphon pisum*, *Acyrtosiphon solani*, *Macrosiphum euphorbiae*, y *Myzus persicae* y por inoculación mecánica.

Distribución geográfica: Probablemente distribuido por todo el mundo, donde se cultiva el trébol.

Referencias:

- Luis–Arteaga, M., Alvarez Alvarez, J.M. (1996). Virosis de la borraja. Susceptibilidad frente a virus en inoculación artificial. ITEA Producción Vegetal 92: 70–80.
- Luis–Arteaga, M., García–Arenal, F., Rodríguez–Cerezo, E. (1996). Characterization of a strain of clover yellow vein Potyvirus infecting borage (*Borago officinalis* L.) in Spain. Plant Pathology 45: 38–44.
- Ortiz V., Castro S., Romero J. (2007). Molecular variability of distinct isolates of *Bean yellow mosaic virus* (BYMV) and *Clover yellow vein virus* (CIYVV). Enviado a publicación.

Cucumber green mottle mosaic virus (CGMMV)

Virus del mosaico verde jaspeado del pepino

Sinónimos: Cucumber virus 3; Cucumis virus 2.

Taxonomía: Género: Tobamovirus.

Descripción: Partícula cilíndrica y rígida de 300 nm de longitud y 18 nm de diámetro, con una molécula de ARN monocatenario de sentido positivo de 6,5 kb. El ácido nucleico supone el 5% del virión.

Citopatología: Anormalidades citológicas, incluyendo vesiculaciones en las mitocondrias.

Huéspedes: Pepino, sandía, melón.

Sintomatología: Causa moteado y deformación de las hojas, pudiendo extenderse a los frutos. Mosaico más o menos intenso, posible bandeado de venas. Reducción del crecimiento.

Transmisión: Se transmite por semilla y de forma mecánica con gran facilidad.

Distribución geográfica: Zonas templadas; en España se ha citado en Andalucía.

Referencias:

- Célix, A., Luis–Arteaga, M., Rodríguez–Cerezo, E. (1996). First report of Cucumber green mottle mosaic tobamovirus infecting greenhouse–grown cucumber in Spain. *Plant Disease* 80: 1303.
- Luis–Arteaga, M. (1994). Virus del mosaico y moteado verde del pepino. Cucumber Green Mottle Mosaic Virus. CGMMV. En (Díaz Ruiz, J.R.; García Jiménez, J.) *Enfermedades de las Cucurbitáceas en España. Monografías de la SEF* 1: 89.
- Ugaki, M., Tomiyama, M., Kakutani, T., Hidaka, S., Kiguchi, T., Nagata, R., Sato, T., Motoyoshi, F., Nishiguchi, M. (1991). The complete nucleotide sequence of *Cucumber green mottle mosaic virus* (SH–strain) genomic RNA. *Journal of General Virology* 72: 1487–1495.

Cucumber leaf spot virus (CLSV) **Virus de la mancha de la hoja del pepino**

Sinónimos: Cucumber fruit streak virus.

Taxonomía: Familia: Tombusviridae; Género: Aureusvirus.

Descripción: Partícula isométrica de unos 28 nm de diámetro, con una cadena simple de ARN de sentido positivo de 4,4 kb.

Citopatología: Las partículas virales pueden verse mediante microscopía electrónica en las zonas sintomáticas, esparcidas en el citoplasma de las células infectadas o en forma de pequeños grupos. Las mitocondrias pueden presentar deformaciones.

Huéspedes: Pepino.

Sintomatología: Manchas cloróticas con el centro marrón necrótico sobre las hojas del pepino. Ligeramente a fuerte enanismo y retraso en la floración. Los síntomas pueden diluirse con el tiempo o desaparecer completamente.

Transmisión: Transmisión por semilla y por el hongo Chytridial, *Olpidium bornovanus*.

Distribución geográfica: Alemania, Gran Bretaña, Jordania, Grecia, Arabia Saudí, Polonia, Bulgaria y sureste de España.

Referencias:

- Miller, J.S., Damude, H., Robbins, M.A., Reade, R.D., Rochon, D.M. (1997). Genome structure of *Cucumber leaf spot virus*: sequence analysis suggests it belongs to a distinct species within the *Tombusviridae*. *Virus Research* 52: 51–60.
- Pospieszny, H., Cajza, M. (2004). First report of Cucumber leaf spot virus in Poland. *Plant Disease* 88: 1381.
- Segundo, E., Jansen D., Velasco L., Ruiz L., Cuadrado I. (2001). First report of Cucumber leaf spot virus in Spain. *Plant Disease* 85: 1123.
- Weber (1986). Cucumber leaf spot virus. CMI/AAB Descriptions of Plant Viruses N°: 319, 4 pp.

Cucumber mosaic virus (CMV) Virus del mosaico del pepino

Sinónimos: Cucumber virus 1, Cucumis virus 1, Marmor cucumeris, Tomato fern leaf virus, Spinach blight virus.

Taxonomía: Familia: Bromoviridae; Género: Cucumovirus.

Descripción: Partícula isométrica de aproximadamente 28 nm de diámetro, compuesta por un 18% de ácido nucleico. Genoma tripartido de ARN monocatenario de sentido positivo de 3,4; 3; 2,2 y 1 kb correspondientes a ARN 1, ARN 2, ARN 3 y ARN 4 (subgenómico del ARN 3) respectivamente. En ocasiones con ARN-satélites.

Citopatología: Partículas virales pueden verse en preparaciones de microscopio electrónico en el citoplasma, núcleo y vacuolas de células de plantas infectadas.

Huéspedes: Más de 1200 huéspedes descritos en más de 100 familias de mono y dicotiledóneas, con infección natural o artificial. Importante, sobre todo, en hortalizas, ornamentales y forrajeras. En España está descrito en pepino, melón, sandía, calabacín, tomate, pimiento, garbanzo, alfalfa, judía, espinaca, platanera, etc.

Sintomatología: Los síntomas son extraordinariamente variables debido al gran número de aislados diferentes de la entidad viral, dada la complejidad de la composición de la partícula. A ello se añade la posible presencia de ARN satélites que modifican la expresión del virus. Podemos citar entre otros síntomas el de enanismo de plantas y deformación de hojas con mosaico amarillo y verde. En tomate causa distintos grados de reducción de la lámina foliar, llegando al filimorfismo. Cuando mantiene ARN satélites necrogénicos, causa en el tomate una necrosis sistémica que comienza como estrías en tallo y peciolas y necrosis en fruto, es la conocida como Carna-5. Se ha descrito, asimismo, un síndrome de necrosis interna del fruto asociado a determinadas cepas de CMV, pero no a presencia de ARN satélites.

Transmisión: Se transmite por áfidos de forma no persistente. Hay citadas más de ochenta especies de pulgones, pero cabe citar como más eficientes *Aphis gossypii* y *Myzus persicae*. Está citada la transmisión por semilla en algunas especies de plantas, incluyendo plantas silvestres.

Distribución geográfica: Mundial; en España prácticamente ha sido citada en todas las provincias.

Referencias:

- Alonso–Prados, J.L., Fraile, A., García–Arenal, F. (1997). Impact of Cucumber mosaic virus and Watermelon mosaic virus 2 on melon production in Central Spain. *Plant Pathology* 79: 131–134.
- Alonso–Prados, J.L., Luis–Arteaga, M., Alvarez, J.M., Moriones, E., Batlle, A., Laviña, A., García–Arenal, F., Fraile A. (2003). Epidemics of aphid–transmitted viruses in melon crops in Spain. *European Journal of Pathology* 109, 129–138.
- Aranda, M.A., Fraile, A., Dopazo, J., Malpica, J.M., García–Arenal, F. (1997). Contribution of mutation and RNA recombination to the evolution of a plant pathogenic RNA. *Journal of Molecular Evolution* 44: 81–88.
- Aranda, M.A., Fraile, A., García–Arenal, F. (1993). Genetic variability and evolution of the satellite RNA of cucumber mosaic virus during natural epidemics. *Journal of Virology* 67: 5896–5901.
- Blas, C. de, Carazo, G., Castro, S., Romero, J. (1993). Estudios epidemiológicos sobre el virus del mosaico del pepino en diferentes cultivos y provincias españolas: identificación serológica de los grupos DTL y ToRS. *Boletín de Sanidad Vegetal, Plagas* 19: 345–353.
- Blas, D. de, Borja, M.J., Saiz, M., Romero, J. (1994). Broad spectrum detection of cucumber mosaic virus (CMV) using the polymerase chain reaction. *Journal of Phytopathology* 141: 323–329.
- Bonnet, J., Fraile, A., Sacristán, S., Malpica, J.M., García–Arenal, F. (2005). Role of recombination in the evolution of natural populations of *Cucumber mosaic virus*, a tripartite RNA plant virus. *Virology* 332: 359–368.
- Carazo, G., Blas, C. de, Saiz, M., Romero, J., Castro, S. (1993). Virus diseases of chickpea in Spain. *Plant Disease* 77: 210.
- Fraile, A., Alonso–Prados, J.L., Aranda, M.A., Bernal, J.J., Malpica, J.M., García–Arenal, F. (1997). Genetic exchange by recombination or reassortment is infrequent in natural populations of a tripartite RNA plant virus. *Journal of Virology* 71: 934–940.
- Fraile, A., Aranda, M.A., García–Arenal, F. (1994). Variabilidad y evolución del RNA satélite del virus del mosaico del pepino durante epidemias en cultivos de tomate. *Investigación Agraria, Producción y Protección Vegetales, Fuera de Serie* 2: 253–262.

- Fresno, J., Castro, S., Babin, M., Carazo, G., Molina, A., Blas, C. de, Romero, J. (1997). Virus diseases of broad bean in Spain. *Plant Disease* 81: 112.
- García–Luque, I., Díaz–Ruiz, J.R., Rubio–Huertos, M., Kaper, J.M. (1983). Cucumovirus survey in Spanish economically important crops. *Phytopathologia Mediterranea* 22: 127–132.
- García–Luque, I., Kaper, J.M., Díaz–Ruiz, J.R., Rubio–Huertos, M. (1984). Emergence and characterization of satellite RNAs associated with Spanish cucumber mosaic virus isolates. *Journal of General Virology* 65: 539–547.
- Jordá C., Juárez M., Abad P. (1993). New horticultural viral diseases in the crops on the Spanish Mediterranean COSAT. *Petria Giornale di Patologia delle Piante*. Vol. 3, Suppl. 1 (ISSN 1120–7698), 47–48.
- Jordá, C., Alfaro, A., Aranda, M.A., Moriones, E., García–Arenal, F. (1992). Epidemic of cucumber mosaic virus plus satellite RNA in tomatoes in Eastern Spain. *Plant Disease* 76: 363–366.
- Luis–Arteaga, M., Rodríguez–Cerezo, E., Maestro, C., García–Arenal, F. (1988). Detection and characterization of an isolate of cucumber mosaic virus (CMV) infecting borage (*Borago officinalis*) in Spain. *Plant Disease* 72: 265–267.
- Sacristán, S., Fraile, A., García–Arenal, F. (2004). Population dynamics of Cucumber mosaic virus in melon crops and in weeds in central Spain. *Phytopathology* 94: 992–998.
- Sacristán, S., Fraile, A., Malpica, J.M., García–Arenal, F. (2005). An analysis of host adaptation and its relationship with virulence in *Cucumber mosaic virus*. *Phytopathology* 95: 827–833.

Cucumber vein yellowing virus (CVYV) Virus de las venas amarillas del pepino

Taxonomía: Familia: Potyviridae; Género: Ipomovirus.

Descripción: Partículas flexuosas de 740–780 nm de longitud y 15–18 nm de diámetro. En un principio se le consideró compuesto por una doble cadena de ADN, posteriormente se determinó que su genoma está compuesto por ARN monocatenario de sentido positivo (Lecoq et al., 2000; Janssen *et al.*, 2005).

Citopatología: Las plantas infectadas muestran la presencia de inclusiones en forma de molinillo (“pinwheels”) típicas de la familia a la que pertenecen.

Huéspedes: Principalmente restringido a Cucurbitáceas, tanto cultivadas como no cultivadas. Incluye *Cucumis sativus*, *C. melo*, *C. melo var. flexuosus*, *Cucurbita pepo*, *C. moschata*, *C. foetidissima*, *Citrullus lanatus*, *C. colocynthis*, *Ecballium elaterium*, *Lagenaria siceraria*. También se ha demostrado la infección en algunos miembros de otras familias, como Solanaceae y Asteraceae: *Nicotiana benthamiana*, *N. clevelandii*, *N. tabacum*, *Datura stramonium*, *Sonchus oleraceus*, *S. asier*, *S. tenerrimus*, *Malva parviflora* (Malvaceae) y *Convolvulus arvensis* (Convolvulaceae).

Sintomatología: La sintomatología más típica de este virus, en pepino, es un amarilleo de venas de las hojas del brote, característica que da nombre a la enfermedad. También puede presentarse un amarilleo general de la planta, menor desarrollo de la misma y frutos de menor tamaño. Moteado en hojas y mosaico en fruto de pepino. En fruto de melón la sintomatología puede estar ausente o bien presentarse un fuerte mosaico. En calabacín, amarilleo suave de los nervios de las hojas. En sandía, los síntomas son clorosis suaves en hojas que pueden incluso pasar desapercibidos.

Hay diferencias de sensibilidad según variedades. Los pepinos partenocápicos presentan menor sensibilidad.

Transmisión: Transmitido por la mosca blanca *Bemisia tabaci* de forma semipersistente. El periodo de adquisición es de 30 minutos, 15 minutos de alimentación, teniendo un periodo de latencia de 75 minutos y un periodo de retención de 6 horas.

Distribución geográfica: Mediterráneo oriental, Israel, Valle del Jordán y Turquía. En España ha sido detectado en el Sudeste.

Relación con otros virus: Se le considera relacionado estrechamente con el Sweet potato mild mottle virus, miembro del género de los Ipomovirus.

Referencias:

- Cohen, S., Nitzany, F. E. (1960). A whitefly-transmitted virus of cucurbits in Israel. *Phytopathologia Mediterranea* 1: 44–46.
- Cuadrado, I.M., Janssen, D., Velasco, L., Ruiz, E., Segundo, E. (2001). First report of Cucumber vein yellowing virus in Spain. *Plant Disease* 85, nº 3, 336.
- Janssen D., Ruiz L., Cano M., Belmonte A., Martín G., Segundo E., Cuadrado I.M., (2003). Physical and genetic control of *Bemisia tabaci*-transmitted Cucurbit yellow stunting disorder virus and Cucumber vein yellowing virus in cucumber. *IOBC wprs Bulletin* 26: 101–106.
- Janssen, D., Martin, G., Velasco, L., Gómez, P., Segundo, E., Ruiz, L., Cuadrado, I. M. (2005). Absence of a coding region for the helper component-proteinase in the genome of *Cucumber vein yellowing virus*, a whitefly-transmitted member of the *Potyviridae*. *Archives of Virology* 150: 1439–1447.
- Janssen, D., Ruiz, L., Velasco, L., Segundo, E., Cuadrado, I.M. (2002) Non-cucurbitaceous weed species shown to be natural hosts of Cucumber vein yellowing virus in south-eastern Spain. *Plant Pathology* 51: 797.
- Lecoq, H., Desbiez, C., Delécolle, B., Cohen, S. and Mansour, A. (2000). Cytological and molecular evidence that the whitefly-transmitted *Cucumber vein yellowing virus* is a tentative member of the family *Potyviridae*. *Journal of General Virology* 81: 2289–2293.
- Lovisolo, O. (1980). Virus and viroid diseases of cucurbits. *Acta Horticulturae* 88: 33–71.
- Martínez-García, B., Marco, C. F., Goytia, E., López-Abella, D., Serra, M. T., Aranda, M. A., López-Moya, J. J. (2004). Development and use of detection methods specific for *Cucumber vein yellowing virus* (CVYV). *European Journal of Plant Pathology* 110: 811–821.
- Morris J., Steel E., Spence N. (2004). Host range studies for Tomato chlorosis virus and Cucumber vein yellowing virus transmitted by *Bemisia tabaci* (Genn.) 2nd European Whitefly Symposium, 5–9 October 2004. Abstracts Compendium, 58.
- Pico, B., Sifres, A., Nuez, F. (2005). Quantitative detection of *Cucumber vein yellowing virus* in susceptible and partially resistant plants using real-time PCR. *Journal of Virological Methods* 128: 14–20.
- Rubio, L., Janssen, D., Cuadrado, I. M., Moreno, P., Guerri, J. (2003) Rapid detection of *Cucumber vein yellowing virus* by tissue-print hybridization with digoxigenin-labelled cDNA probes. *Journal of Virological Methods* 114: 105–107.

Cucurbit aphid–borne yellows virus (CABYV)

Virus del amarilleo de las cucurbitáceas transmitido por pulgones

Taxonomía: Familia: Luteoviridae; Género: Polerovirus.

Descripción: Partículas isométricas de 25 nm de diámetro, que contienen una molécula de ARN monocatenario de 5–6 kb.

Citopatología: Restringido al floema.

Huéspedes: Además de las cuatro especies de cucurbitáceas cultivadas que responden con una clara sintomatología: melón (*Cucumis melo*), sandía (*Citrullus lanatus*), pepino (*Cucumis sativus*) y calabacín (*Cucurbita pepo*), entre sus huéspedes se encuentran otras plantas de diferentes familias, como la remolacha (*Beta vulgaris*) y la lechuga (*Lactuca sativa*). También se ha encontrado un número considerable de especies espontáneas que pueden desempeñar un papel importante como reservorios de la enfermedad, como son: *Echallium elaterium*, *Bryonia dioica*, *Senecio vulgaris*, *Capsella bursa–pastoris*, *Crambe abys–sinica*, *Papaver rhoeas*, *Montia perfoliata* y *Lamium amplexicaule*.

Sintomatología: En melón, la enfermedad se manifiesta provocando amarilleo e hinchamiento en las hojas basales y más viejas, con una cierta curvatura de los bordes hacia el envés, falta de cuajado floral, y sin pérdida apreciable de calidad en fruto, en plantas cultivadas en campo y en condiciones de infección natural. La gravedad de la enfermedad es variable estacionalmente, siendo más acusada en verano que en invierno, y se ha observado también un comportamiento variable en la respuesta a la enfermedad de diferentes cultivares.

En sandía, amarilleo en las hojas basales con mosaicos ligeros y deformación de los bordes de la hoja, falta de cuajado, y manchas necróticas en hojas viejas. En infecciones tempranas y plantaciones de finales de primavera, clorosis general y poco desarrollo.

En pepino, amarilleo internerval de hojas, con curvatura de hojas hacia el envés y raquitismo acusado. Amarilleo general de la planta al final de su ciclo.

En calabacín, amarilleo en hojas basales y cierta clorosis general.

Transmisión: Se transmite de modo persistente por dos especies de pulgón muy frecuentes entre nuestros cultivos, el pulgón negro del algodónero o del melón, *Aphis gossypii*, y el pulgón verde del melocotonero, *Myzus persicae*. También se ha demostrado la ausencia de transmisión mecánica, aunque se desconoce si puede haber transmisión de CABYV por cualquier otra vía.

Distribución geográfica: Francia, España, Italia, Grecia, Argelia, Líbano, Turquía, Sudán, Nepal, Taiwan, China, Isla Reunión, Swazilandia, Brasil, Honduras, California (USA). En España es muy frecuente en cultivos al aire libre del sureste.

Referencias:

- Abou-Jawdah, Y., Sobh, H., El-Zammar, S., Fayyad, A., Lecoq, H. (2000). Incidence and management of virus diseases of cucurbits in Lebanon. *Crop Protection* 19: 217–224.
- Guilley, H., Wipf-Scheibel, C., Richards, K., Lecoq, H., Jonard, G. (1994). Nucleotide sequence of Cucurbit Aphid-Borne Yellows Luteovirus. *Virology* 202: 1012–1017.
- Juárez, M., Truniger, V., Aranda, M. A. (2004). First report of Cucurbit aphid-borne yellows virus in Spain. *Plant Disease* 88: 907.
- Lecoq, H. (1999). Epidemiology of Cucurbit aphid-borne yellows virus. In: *The Luteoviridae*. H.G. Smith and H. Baker(eds). CAB International. Wallingford, U.K. pp. 243–248.
- Lecoq, H., Bourdin, D., Wipf-Scheibel, C., Bon, M., Lot, H., Lemaire, O., Herrbach, E. (1992). A new yellowing disease of cucurbits caused by a luteovirus cucurbit aphid-borne yellows virus. *Plant Pathology* 41:749–761.
- Lecoq, H., Dafalla, G., Desbiez, C., Wipf-Scheibel, C., Kheyr-Pour, A. (2003). A 10-year survey (1993–2002) of cucurbit viruses in Sudan. *J. Plant Dis. Protect.* 110: 68–69.
- Lemaire, O., Gubler, W.D., Valencia, J., Lecoq, H., Falk, B.W. (1993). First report of cucurbit aphid-borne yellows luteovirus in the Unites States. *Plant Disease* 77: 1169.
- Mayo, M. A., D'Arcy, C. J. (1999). Family Luteoviridae a reclassification of luteoviruses. In *The Luteoviridae*, pp. 15–22. Edited by H.G. Smith & H. Barker. Wallingford: CAB International.

Cucurbit yellow stunting disorder virus (CYSDV)

Virus del amarilleo y enanismo de las cucurbitáceas

Sinónimos: Virus del amarilleo de las cucurbitáceas.

Taxonomía: Familia: Closteroviridae; Género: Crinivirus.

Descripción: Partícula filamentosa flexuosa de 825–900 nm de longitud, que encapsida dos moléculas de ARN monocatenario de sentido positivo de 8 y 9 kb.

Citopatología: Confinado al floema. Como otros closterovirus, induce la proliferación y vesiculación de membranas y la formación de cuerpos de inclusión.

Huéspedes: Restringido a Cucurbitáceas. Melón y pepino son los cultivos más afectados, siendo más importante en pepino. También ha sido citado en calabacín.

Sintomatología: Induce amarilleo en melón y pepino. Causa clorosis internervial en las hojas, que se manifiesta con mayor intensidad en las hojas adultas, manteniéndose los nervios verdes. Reducción del desarrollo. Sintomatología similar a la causada por el Virus del falso amarilleo de la remolacha, pudiendo comenzar con un moteado amarillo en áreas internerviales, que avanza hasta que toda la hoja se vuelve amarilla, manteniendo los nervios verdes.

Transmisión: Se transmite por el aleuródido (mosca blanca) *Bemisia tabaci* Genn. de forma semipersistente. Tanto el biotipo B como el Q se consideran eficaces en la transmisión del virus según estudios de transmisión en condiciones experimentales.

Distribución geográfica: Mediterráneo, California (USA); en España se ha citado en el sudeste.

Referencias:

- Aguilar, J. M., Franco, M., Marco, C. F., Berdiales, B., Rodríguez–Cerezo, E., Truniger, V., Aranda, M. A. (2003). Further variability within the genus *Crinivirus*, as revealed by determination of the complete RNA genome sequence of *Cucurbit yellow stunting disorder virus*. *Journal of General Virology* 84: 2555–2564.
- Berdiales, B., Bernal, J.J., Saez, E., Woudt, B., Beitia, F., Rodríguez–Cerezo, E. (1999). Occurrence of cucurbit yellow stunting disorder virus (CYSDV) and Beet pseudo–yellows virus in cucurbit crops in Spain and transmission of CYSDV by two biotypes of *Bemisia tabaci*. *European Journal of Plant Pathology* 105: 211–215.

- Célix, A., López-Sesé, A., Almarza, N., Gómez Guillamón, M.L., Rodríguez-Cerezo, E. (1996). Characterization of cucurbit yellow stunting disorder virus, a *Bemisia tabaci*-transmitted Closterovirus. *Phytopathology* 86: 1370–1376.
- García-Carrasco, J.L., López-Sesé, A., Gómez Guillamón, M.L. (1996). Host range of a melon yellowing virus transmitted by *Bemisia tabaci* (Gennadius) in Southern Spain. *Report Cucurbit Genetics Cooperative* 19: 57–58.
- Livieratos, I.C., Katis, N., Coutts, R.H.A. (1998). Differentiation between Cucurbit yellow stunting disorder virus and Beet pseudo-yellow virus by a reversed transcription-polymerase chain reaction assay. *Plant Pathology* 47: 362–369.
- López-Sesé, A., Gómez-Guillamón, M.L., Díaz-Ruiz, J.R. (1994). Appearance of a possible new melon yellowing disease in Spain. *Report Cucurbit Genetics Cooperative* 17: 72–73.
- Marco, C.F., Aguilar, J.M., Abad, J., Gómez-Guillamón, M.L., Aranda, M.A. (2003). Melon resistance to *Cucurbit yellow stunting disorder virus* is characterized by reduced virus accumulation. *Phytopathology* 93: 844–852.
- Marco, C.F., Aranda, M.A. (2005). Genetic diversity of a natural population of *Cucurbit yellow stunting disorder virus*. *Journal of General Virology* 86: 815–822.
- Soria, C., López-Sesé, A., Gómez Guillamón, M.L. (1995). Specificity of transmission of melon yellowing viruses by *Trialeurodes vaporariorum* and *Bemisia tabaci*. *Report Cucurbit Genetics Cooperative* 18: 44.
- Wisler, G.C., Duffus, J.E., Liu, H.Y., Li, R.H. (1998). Ecology and epidemiology of whitefly-transmitted closteroviruses. *Plant Disease* 82: 270–280.

Eggplant mottle dwarf virus (EMDV)

Virus del enanismo moteado de la berenjena

Sinónimos: *Pittosporum vein yellowing virus*, *Pittosporum vein clearing virus*, *Tomato vein yellowing virus*.

Taxonomía: Familia: *Rhaboviridae*; Género: *Nucleorhabdovirus*.

Descripción: Partículas bacilariformes de 95–310 nm y 80–96 nm, con un canal axial, y un diámetro de aproximadamente 30 nm.

Citopatología: Los viriones pueden encontrarse en las células de las hojas, en el parénquima vascular y flores en planta de berenjena, en el citoplasma y en el espacio perinuclear.

Huéspedes: Berenjena, tomate, pepino, pimiento, *Pittosporum tobira*, *Lonicera* sp., *Hibiscus rosa-sinensis*, *Solanum sodomaeum*.

Sintomatología: Los síntomas varían estacionalmente. Enanismo en berenjena, aclarado de venas, moteado y arrugado de las hojas y esterilidad general. Malformación del fruto y reducción de su tamaño en los frutos cuajados. En tomate, enanismo, aclarado de las venas y enrollado de las hojas, manchas amarillas en el fruto. Aclarado de venas y rizado de hojas, así como importante enanismo en plantas de pepino. Aclarado y bandeado de las venas de las hojas adultas en *Pittosporum*.

Transmisión: Se transmite por el cicadélido *Agallia vorobjevi*, por injerto y por contacto entre plantas.

Distribución geográfica: Italia, Yugoslavia, Libia, España.

Referencias:

- Aramburu, J., Galipienso, L., Tornos, T., Matas, M. (2006). First report of Eggplant mottle dwarf virus in mainland Spain. *New disease Report. Plant Pathology* 55 (4): 565.
- Babai, G.H., Izadpanash, K. (2003). Vector transmission of Eggplant mottle dwarf virus in Iran. *Journal of Phytopathology* 151: 679–682.
- Brunt, A.A., Crabtree, K., Dallwitz, M.J., Gibas, A.J., Watson, L., Zurcher, E.J. (Eds.) (1996). *Pittosporum vein yellowing nucleorhabdovirus*. *Plant Viruses Online: Des-*

criptions and Lists from the VIDE Database. <http://Image.fs.uidaho.edu>.

- Roggero, P., Milne, R.G., Masenga, V., Ogliara, P., Stravato, V.M. (1995). First report of eggplant mottle dwarf rhabdovirus in cucumber and pepper. *Plant Disease* 79, 321.

Faba bean necrotic yellows virus (FBNYV)

Virus del amarilleo necrótico del haba

Taxonomía: Género: Nanovirus.

Descripción: Partículas isométricas de 18 nm de diámetro, su genoma está compuesto de por lo menos 6 círculos de 1 kb de DNA de cadena sencilla que se encapsidan separadamente.

Citopatología: Viriones encontrados en raíces y floema.

Huéspedes: Haba, lenteja, garbanzo, judía y otras leguminosas.

Sintomatología: Causa amarillamiento, enanismo y necrosis en las hojas.

Transmisión: Se transmite por pulgones de forma persistente, entre los que destacan *Acyrtosiphon pisum*, *Aphis craccivora*, *Aphis fabae*. No transmitido por *Myzus persicae* ni por inoculación mecánica.

Distribución geográfica: Egipto, Etiopía, Jordania, Líbano, Marruecos, Siria, Turquía y España. En España ha sido encontrado únicamente en Murcia y Mallorca.

Referencias:

- Babin, M., Ortiz, V., Castro, S., Romero, J. (2000). First detection of faba bean necrotic yellow virus in Spain. *Plant Disease* 84: 707.
- Franz, A., Katul, L., Makkouk, K.M., Vetten, H.J. (1996). Monoclonal antibodies for the detection and differentiation of faba bean necrotic yellows virus isolates. *Ann. Applied Biology* 128: 255–268.
- Katul, L., Mais, E., Morozov, S.Y., Vetten, H.J. (1997). Analysis of six DNA components of the faba bean necrotic yellows virus genome and their structural affinity to related plant virus genomes. *Virology* 233: 247–259.

Fig mosaic disease

Mosaico de la higuera

Taxonomía: Esta enfermedad se incluye dentro del grupo de enfermedades del High plains virus.

Descripción: Se ha conseguido purificar partículas filamentosas flexuosas de 230 nm de diámetro y 720 nm de longitud a partir de hojas de higuera enfermas. En las mismas preparaciones, también se han observado partículas granulares que semejan partículas isométricas de tamaño muy reducido. Asociados, tanto a las partículas filamentosas como granulares se ha detectado ARN y cDNA de 600, 700, 2000 y 3000 pb. Las secuencias de estos cDNA indican que el genoma es poliadenilado, multiparticulado y con muy escasa homología con las secuencias disponibles en los bancos de genes. Las mayores homologías se han encontrado con virus que infectan a insectos, virus animales, y con la proteína de cubierta de *Cucumber mosaic virus*.

Citopatología: Solamente en el mesófilo de las hojas de higuera se observan los denominados DMBs (“double membrane bodies”), de naturaleza no conocida, dispersos o formando masas en el citoplasma. Se han observado dos tipos de partículas semejantes a virus: una filamentosas-flexuosas en los tubos cribosos y en las células adyacentes a éstos, y partículas isométricas en las células del floema. Los cloroplastos aparecen hipertrofiados, con acumulación anormal de almidón, y presencia de cuerpos osmiófilos.

Huéspedes: El único hospedante conocido es la higuera. Mediante transmisión mecánica se ha conseguido infectar varias especies de la familia *Chenopodiaceae* y *Solanaceae*.

Sintomatología: Los síntomas pueden afectar tanto a hojas como a frutos. El síntoma más característico es el mosaico, que puede extenderse a toda la hoja o aparecer en manchas irregulares. Asociado al mosaico se observan deformaciones en las hojas. Otros síntomas asociados son manchas cloróticas, moteados, manchas necróticas, amarilleo internervial y caída prematura de hojas y frutos.

Transmisión: La enfermedad se transmite por injerto y por el ácaro eriófito *Aceria ficus*. Una de las partículas virales asociadas a la enfermedad es transmisible por inoculación mecánica.

Distribución geográfica: Es una enfermedad distribuida mundialmente y que afecta a todas las variedades de higuera conocidas.

Referencias:

- Blodgett, E.Z., Gömec, B. (1967). Fig mosaic. *Plant Disease* 51: 893–896.
- Commonwealth Mycological Institute (CMI). (1968). *Distribution of Fig Mosaic Virus*. CMI Map 445, 1st. Edition.
- Serrano., L., Ramón, J., Segarra, J., López, M., Juárez, M., Medina, V., Achon, M.A. (2004). New approach in the identification of the causal agent of fig mosaic disease. *Acta Horticulturae* 657: 559–566.

Grapevine fanleaf virus (GFLV)

Virus del entrenudo corto infeccioso de la vid

Sinónimos: Virus de la degeneración infecciosa de la vid, Grapevine court–noué virus, Grapevine infectious degeneration virus.

Taxonomía: Familia: Comoviridae; Género: Nepovirus.

Descripción: Partículas isométricas de silueta angular de aproximadamente 30 nm de diámetro, que sedimentan a 50S (T), 86S (M) y 120S (B) y contienen dos moléculas de RNA monocatenario de sentido positivo. Las T no contienen RNA, las M una molécula de RNA de 3,8 kb y las B una molécula de RNA de 7,3 kb.

Citopatología: Se han encontrado partículas virales en células del parénquima de las raíces de plantas de vid infectadas, y en el citoplasma de células del mesofilo de *Chenopodium* sp.

Huéspedes: Además de su presencia en el género *Vitis* sp., se puede encontrar en diferentes plantas herbáceas y hortícolas, como: *Nicotiana tabacum*, *Chenopodium* sp., *Phaseolus vulgaris*, *Cucumis sativus*, etc.

Sintomatología: Los síntomas más llamativos en hoja corresponden a senos peciolares abiertos, nervios principales con tendencia a juntarse, dentición acusada y mosaicos. Los pámpanos muestran ramificación anormal, nudos dobles, entrenudos cortos, proliferación de nietos, fasciaciones y bifurcaciones, madera aplastada y crecimiento en zig–zag. Los racimos presentan corrimiento total o parcial de bayas. Tanto las raíces principales como secundarias aparecen en menor número, con más grosor y menor longitud que las de plantas sanas. Agostamiento irregular.

Transmisión: Fundamentalmente mediante propagación vegetativa, teniendo como vector transmisor el nemátodo ectoparásito *Xiphinema index*. También por inoculación mecánica artificial a determinadas plantas herbáceas.

Distribución geográfica: Muy extendido por todas las zonas vitícolas, siendo mayor su presencia en suelos con *X. index*.

Referencias:

- Alfaro–García, A. (1971). Presencia en España del virus del 'fanleaf' de la vid. Anales del Instituto Nacional de Investigaciones Agrarias. Protección Vegetal 1: 71–80.
- Arias, M., Bello, A., Fresno, J. (1994). Nemátodos vectores de virus de la vid en España. Investigación Agraria, Producción y Protección Vegetales, Fuera de Serie 2: 187–199.

- Bovey, R., Gartel, W., Hewitt, W.B., Martelli, G.P., Vuittenez, A. (1980). Virus and virus like diseases of grapevine. Ed Payot. Pp. 180.
- Duran Vila N., Martelli G. (1992). Las enfermedades de la vid transmisibles por injerto: Una puesta al día. Nepovirus. Phytoma España 3: 28–36.
- García Gil de Bernabe, A. (1976). La degeneración infecciosa y las enfermedades de virus de la viña en la zona del Jerez. Comunicaciones INIA, Protección vegetal 6: 225 pp.
- Hewitt, W.B., Raski, D.J., Goheen, A.C. (1958). Nematode vector of soil-borne fanleaf virus of grapevines. Phytopathology 48: 586–595.
- Padilla Villalba, V. (1988). Entrenudo corto infeccioso. En: Los parásitos de la vid. Estrategias de Protección razonada. MAPA. Ediciones Mundi-Prensa 239–243.
- Padilla, V. (1996). La calidad del material vegetal vitícola. Phytoma España nº. 83 noviembre 1996, pp. 14–17.
- Padilla, V., Hita, I., García, B., Padilla, C.V., Velasco, L. (2004). Virosis de la vid. Situación actual. Viticultura Enología Profesional, n. 95 (nutri-fitos), extraordinario 2004. pp. 92–99.

Grapevine fleck virus (GFkV) Virus del jaspeado de la vid

Sinónimos: Grapevine marbrure virus, Grapevine phloem–limited isometric virus.

Taxonomía: Familia: Tymoviridae; Género: Maculavirus.

Descripción: Partícula isométrica de 30 nm de diámetro que contiene una molécula simple de RNA de 7.4 kb.

Citopatología: Se trata de un virus limitado al floema de la vid.

Huéspedes: Únicamente en el género *Vitis*.

Sintomatología: No hay una sintomatología definida, ya que se encuentra en forma latente en patrones y viníferas. Únicamente se pueden considerar como síntomas específicos los que exterioriza *Vitis rupestris* (en particular el clon St. George), consistentes en hojas en forma de cuchara contraídas hacia el haz (epinastia), mostrándose en dichas hojas clareamientos en las nerviaciones de tercer y cuarto orden, acompañados de un escaso sistema radicular.

Transmisión: Solamente se conoce su transmisión mediante multiplicación vegetativa, ignorándose por el momento si existe algún vector. Experimentalmente se puede transmitir mediante *Cuscuta* spp.

Distribución geográfica: Presente en todas las zonas vitícolas.

Referencias:

- Boscia, D., Martelli, G.P., Savino, V., Castellano, M.A. (1991). Identification of the agent of grapevine fleck disease. *Vitis* 30: 97–105
- El Beaino, T., Sabanadzovic, S., Digiario, M., Abou Ghanem–Sabanadzovic, N., Rowhani, A., Ryriakpoulou, P.E., Martelli, G.P. (2001). Molecular detection of Grapevine fleck virus–like viruses. *Vitis* 40: 65–68.
- Walter, B., Cornuet, P. (1993). ELISA detection of grapevine fleck virus (GFkV). *Agronomie* 13: 651–657.
- Woodham, R.C., Krake, L.R. (1983). Investigations on transmission of grapevine leafroll, yellow speckle and fleck diseases by dodder. *Phytopathologische Zeitschrift* 106: 193–198.

Grapevine leaf roll–associated virus (GLRaV) Virus del enrollado de la vid

Taxonomía: Familia: Closteroviridae; Género: Ampelovirus.

Descripción: Partículas filamentosas, entre 1400 y 2200 nm, flexuosas, con una molécula de RNA monocatenario de sentido positivo de 15,5–20 kb. Se conocen dos closterovirus, siete ampelovirus y un virus sin adscripción a familia que conforman el complejo, de los cuales, el 1, el 2, el 3 y el 6 han sido detectados en España.

Citopatología: El virus se encuentra limitado al floema de las vides infectadas.

Huéspedes: Vid.

Sintomatología: Las hojas se enrollan hacia el envés según tres ejes, con tonalidades púrpura en las variedades tintas y amarillo–verdosas en las blancas, manteniendo los nervios verdes. Estos cambios de color se inician a finales de verano en las hojas basales. En algunos cultivares, y dependiendo del ecosistema, se aprecia falta de color en las bayas, maduración más tardía e irregular, con menor contenido en azúcar. Las plantas afectadas son ligeramente más pequeñas que las sanas.

Transmisión: Por material de propagación, por injerto y por vectores de las familias Pseudococcidae (*Pseudococcus longispinus*, *Ps. calceolariae*, *Ps. viburni*, *Ps. maritimus*, *Planococcus ficus* y *P. citri*) y Coccidae (*Pulvinaria vitis*).

Distribución geográfica: Amplia presencia en todas las regiones vitícolas.

Referencias:

- Boscia, D., Savino, V., Elicio, V., Jebahi, S.D., Martelli, G.P. (1990). Detection of closteroviruses in grapevine tissues. Proc. 10th Meeting ICVG, Volos, Greece, pp. 52–57.
- Cabaleiro, C., Segura, A. (1997). Field transmission of grapevine leafroll associated virus 3 by *Planococcus citri* Risso. Plant Disease 87: 283–287.
- Cabaleiro, C., Segura, A. (1997). Some characteristics of the transmission of grapevine leafroll associated virus 3 by *Planococcus citri* Risso. European Journal of Plant Pathology 103 (4): 373–378.
- Carreño, J. (1997). El color de la uva Don Mariano. Factores influyentes en su pigmentación. Tesis doctoral. Universidad de Murcia.ss

- Engelbrecht, D.J., Kasdorf, G.G.F. (1985). Association of a closterovirus with grapevines indexing positive for grapevine leafroll and evidence for its natural spread in grapevine. *Phytopathologia Mediterranea* 24: 101–105.
- García-Gil de Bernabé, A. (1975). El enrollado de la vid en la zona del Jerez. *Anales del Instituto Nacional de Investigaciones Agrarias. Protección Vegetal* 5: 81–110.
- Padilla Villalba, V. (1998). Enrollado. En: *Los parásitos de la vid. Estrategias de protección razonada*. MAPA. Ed. Mundi Prensa, 244–245.
- Rodríguez López, P. (1996). Plagas y enfermedades de la vid en Canarias. Cuadernos de divulgación. Secretaría General Técnica de la Consejería de Agricultura, Ganadería, Pesca y Alimentación del Gobierno de Canarias.
- Rosciglione, B., Castellano, M.A., Martelli, G.P., Savino, V., Cannizaro, G. (1983). Mealybug transmission of grapevine virus A. *Vitis* 22: 331–347.

Impatiens necrotic spot virus (INSV)

Virus de las manchas necróticas del impatiens

Taxonomía: Familia: Bunyaviridae; Género: Tospovirus.

Descripción: Partícula isométrica esférica que contiene tres cadenas (L,M,S) de ARN monocatenario de sentido negativo (L) o que codifican en ambos sentidos de lectura (M y S), de tamaños 8,9; 5,4 y 2,9 kb respectivamente.

Huéspedes: Numerosas ornamentales. Citado en España en *Asplenium nidus-avis* y en *Impatiens balsamina*.

Sintomatología: Causa anillado necrótico y lesiones también necróticas en la planta huésped. Disminución del desarrollo de la planta.

Transmisión: Se transmite por el trips de las flores *Frankliniella occidentales*, de forma persistente circulativa y propagativa.

Distribución geográfica: Norteamérica, Europa. En España se ha encontrado esporádicamente.

Referencias:

- Laviña, A., Batlle, A., (1994). First report of Impatiens necrotic spot virus in *Asplenium nidus-avis* in Spain. Plant Disease 78: 316.

Impietratura disease

Enfermedad de la impietratura de los cítricos

Taxonomía: Supuesta etiología viral.

Citopatología: Se produce acumulación de goma en zonas aisladas del albedo o la columela del fruto

Huéspedes: Cítricos. Afecta a la mayor parte de las especies y variedades cultivadas, si bien algunas son portadoras asintomáticas.

Sintomatología: La enfermedad afecta fundamentalmente al fruto y el síntoma característico es la formación de bolsas de goma en el albedo, y a veces en la columela, sin alcanzar la pulpa. En el momento del cambio de color del fruto las zonas afectadas permanecen de color verde, a veces como manchas protuberantes y otras planas. Cuando el fruto madura estas zonas cambian a color pardo y normalmente aparecen deprimidas. Los frutos pueden quedar deformados y de tamaño pequeño, y a veces caen al final del verano. En hojas jóvenes se pueden observar flecos cloróticos y manchas en forma de hoja de roble.

Transmisión: Por yemas infectadas.

Distribución geográfica: Distribuida en las zonas citrícolas del Mediterráneo y Oriente Medio. También se ha detectado en India, Sudáfrica, Texas y Venezuela.

Referencias:

- Bové, J.M., (1995). Virus and virus-like diseases in the Near East region. Rome: FAO.
- Guerri, J., (2000). Impietratura. En: Enfermedades de los cítricos, Duran-Vila, N., Moreno, P.(eds.). Ediciones Mundi-Prensa. Madrid, pp.71-72.
- Roistacher, C.N., (1991). Graft-transmissible diseases of citrus. Handbook for detection and diagnosis. Rome: FAO.

Iris yellow spot virus

Virus de la mancha amarilla del iris

Taxonomía: Familia: Bunyaviridae; Género: Tospovirus.

Descripción: Partícula isométrica esférica de 80 a 110 nm de diámetro, que contiene tres cadenas (L, M, S) de ARN monocatenario de sentido negativo.

Huéspedes: *Allium cepa* L. (cebolla), *Iris hollandica* Tub., *Eustoma russellianum* (Lisianthus), *Allium porrum* L. (puerro), *Allium sativum* L. (ajo), *Allium fistulosum* L. (cebollino inglés), *Allium schoenoprasum* L. (cebolla francesa), *Hippeastrum* sp.

Sintomatología: Lesiones de color marrón claro pajizo, secas, en forma de huso o de ojo, de rombo o de diamante, en cebolla, puerro y cebollino inglés. Manchas cloróticas que evolucionan a manchas amarillas. Algunas lesiones tienen el centro verde, con bordes amarillentos o de color marrón claro. Otras lesiones aparecen como anillos concéntricos, o alternando coloraciones de tejidos verdes y amarillentos o marrón claro. Estas manchas contribuyen a una temprana senescencia foliar. En el escapeo floral también pueden observarse este tipo de manchas. Aborto de flores. Respecto a la calidad del bulbo, hay autores que indican la influencia de la infección, otros, sin embargo, citan que ésta no se ve afectada; en todo caso, hay importantes pérdidas en la producción.

Transmisión: Por el trips de las cebollas, *Thrips tabaci*, de forma persistente circulativa propagativa. No ha sido demostrada la transmisión de este tospovirus por el trips de las flores (*Frankliniella occidentales*), ni tampoco por la semilla. Se conoce muy poco de la epidemiología de este virus.

Distribución geográfica: Colorado, Washington, Idaho, Oregón, Utah, California, Arizona, Nevada, Nuevo México, Chile, Israel, Brasil, Holanda, Irán, Australia, India, Isla Reunión, Slovenia, España.

Referencias:

- Córdoba, C., Martínez, L., Muñoz, R., Jordá, C. (2005). Iris yellow spot virus: A new onion disease in Spain. *Plant Disease* 89: 1243.
- Córdoba, C., Martínez, L., Muñoz, R., Lerma, M.L., Jordá, C. (2005). Iris yellow spot virus (IYSV): nuevo virus en el cultivo de la cebolla en España. *Boletín Sanidad Vegetal-Plagas* 31: 425-430.

- Cortés, I., Livieratos, I.C., Derks, A., Peters, D., Kormelink, R. (1998). Molecular and serological characterization of Iris yellow spot virus, a new and distinct Tospovirus species. *Phytopathology* 88: 1276–1282.
- Counts, B.A., McMichael, L.A., Tesoriero, L., Rodoni, B.C., Wilson, C.R., Wilson, A.J., Persley, D.M., Jones, R.A.C. (2003). Iris yellow spot virus found infecting onions in three Australian states. *Australasian Plant Pathology* 32: 555–557.
- Derks, A.L.M., Lemmers, M.E.C. (1996). *Acta Horticulturae* 432: 132.
- Gera, A., Cohen, J., Salomon, R., Raccach, B. (1998). Iris Yellow Spot Tospovirus Detected in onion (*Allium cepa*) in Israel. *Plant Disease* 82: 127.
- Hall, J.M., Mohan, K., Knott, E.A., Moyer, J.W. (1993). Tospoviruses associated with scape blight of onion (*Allium cepa*) seed crops in Idaho. *Plant Disease* 77: 952.
- Kritzman, A., Beckelman, H., Alexandrov, S., Cohen, J., Lampel, M., Zeid, M., Raccach, B., Gera, A. (2000). Lisianthus leaf necrosis: A new disease of *Lisianthus* caused by Iris yellow spot virus. *Plant Disease* 84: 1185–1189.
- Kritzman, A., Lampel, M., Raccach, B., Gera, A. (2001). Distribution and Transmission of Iris yellow spot virus. *Plant Disease* 85: 838.
- Pozzer, L., Bezerra, I.C., Kormelink, R., Prins, M., Peters, D., Resende, R. de O., de Ávila, A.C. (1999). Characterization of a tospovirus isolate of Iris yellow spot virus associated with a disease in onion fields in Brazil. *Plant Disease* 83: 345–350.
- Pozzer, L., Nagata, T., Lima, M.I., Kitajima, E.W., Resende, R. de O., de Ávila, A.C. (1994). “Sapeca”: An onion disease in the Sub-Médio São Francisco region, Brazil, is caused by a tospovirus with a serologically distinct nucleocapsid protein. *Fitopatol. Bras.* 19: 321.

Leek yellow stripe virus

Virus del estriado amarillo del puerro

Taxonomía Familia: Potyviridae; Género: Potyvirus.

Descripción: Partícula flexuosa de 815 a 820 nm de longitud.

Citopatología: Al microscopio óptico se pueden observar inclusiones citoplasmáticas a menudo granulares y cercanas al núcleo. La observación al microscopio electrónico de células procedentes de plantas infectadas muestra las típicas inclusiones tubulares, laminares y de rueda de carro (“pinwheels”) típicas del grupo al que pertenecen.

Huéspedes: Afecta a puerro (*Allium porrum* L.) y a otras pocas especies del género *Allium*, como ajo (*Allium sativum* L.), cebolla (*A. cepa* L.) y chalota o chalote (*A. ascalonicum* L.), siendo estas últimas más resistentes, aunque no inmunes.

Sintomatología: En puerro produce rayado amarillo en las hojas, especialmente en la base de las mismas. Hojas flácidas. Las plantas afectadas producen bulbos de menor peso y de peor calidad.

Transmisión: Se transmite experimentalmente por *Aphis fabae* y *Myzus persicae* de forma no persistente.

Distribución geográfica: Distribuido por varios países de Europa (Bélgica, Alemania, Francia, España, etc.), generalmente restringido a áreas de cultivo de puerro. En Nueva Zelanda, Washington y Argentina.

Referencias:

- Bos, L. (1981). Leek yellow stripe virus. CMI/AAB Descriptions of Plant Viruses, n° 240.
- Brunt, A.A., Crabtree, K., Dallwitz, M.J., Gibbs, A.J., Watson, L., Zurcher, E.J. (eds.) (1996 onwards). Leek yellow stripe potyvirus.– Plant Viruses Online: Descriptions and Lists from the VIDE Database. Version: 20th August 1996. URL <http://biology.anu.edu.au/Groups/MES/vid/>
- Hanu, R.P., Hellier, B.C., Dugan, F.M. (2005). First report of Onion yellow dwarf virus, Leek yellow stripe virus and Garlic common latent virus in garlic in Washington State. Plant Disease 89: 205.

- Lot, H., Chovelon, V., Souche, S., Delecolle, B. (1998). Effects of Onion yellow dwarf virus and Leek yellow stripe virus on symptomatology and yield loss of three French garlic cultivars. *Plant Disease* 82: 1381–1385.
- Sward, R.J. (1999). Leek yellow stripe virus recorded in leek in Australia. *Australasian Plant Pathology* 20 (1): 14–16.

Lettuce big-vein virus (LBVV)

Virus de las venas gruesas de la lechuga

Taxonomía: Género: Varicosavirus.

Observaciones: Se asocia la enfermedad de las nerviaciones gruesas de la lechuga o “big-vein” de la lechuga a la presencia de este virus y al Mirafiori lettuce virus (MiLV), ambos transmitidos por el mismo vector. Otros autores, debido a no poder verificarse los postulados de Koch-Pasteur en el caso del LBVV, exponen que el big-vein de la lechuga sólo se debe al MiLV, aunque aparecen frecuentemente asociados.

Descripción: Varillas de 320 a 360 nm de longitud y 18 nm de diámetro.

Citopatología: En el citoplasma de células infectadas por el virus pueden encontrarse cuerpos de inclusión que contienen viriones.

Huéspedes: *Lactuca sativa*, *Sonchus oleraceus*, *Sonchus asper*.

Sintomatología: Las hojas de las plantas afectadas presentan engrosamiento de los nervios con aclareamiento de la zona cercana a los mismos, lo que da un aspecto más acusado de este engrosamiento. Las plantas presentan un porte más erguido. Cuando la infección se produce tempranamente, las plantas aparecen raquílicas. Todos los tipos de lechuga pueden verse afectados, pero la sintomatología puede diferir en cada caso. En las batavias, iceberg y romanas se hacen más patentes las venas gruesas y el aclareamiento de las zonas próximas. Las lechugas de hoja de roble y Lollo presentan un aspecto más raquílico, con hojas deformadas.

Transmisión: Transmitido por el hongo quitridial *Olpidium brassicae*.

Distribución geográfica: Australia, Checoslovaquia, Italia, Japón, Holanda, Nueva Zelanda, Reino Unido, Estados Unidos, España.

Referencias:

- Blancard, D., Lot, H., Maisonneuve, B. (2005). Enfermedades de las lechugas: Identificar, conocer, controlar. Ediciones Mundi-Prensa. I.S.B.N.: 84-8476-188-6, 375 pp.
- Colariccio, A., Chaves, A.L.R., Eiras, M., Chagas, C.M., Lenzi, R., Roggero, P. (2003). Presence of lettuce big-vein disease and associated viruses in a subtropical area of Brasil. *Plant Pathology* 7.
- Latham, L.J., Jones, R.A.C., McKirdy, S.J. (2004). Lettuce big-vein disease: Sources, patterns of spread and losses. *Australian Journal of Agricultural Research* 55: 125-130.

- Lot, H., Campbell, R.N., Souche, S., Milne, R.G., Roggero, P. (2002). Transmission by *Olpidium brassicae* of Mirafiori lettuce virus and Lettuce big-vein virus, and their roles in Lettuce big-vein etiology. *Phytopathology* 92: 288–293.
- Moreno, A., De Blas, C., Biurrun, R., Nebreda, M., Palacios, I., Duque, M., Federes, A. (2004). The incidence and distribution of viruses infecting lettuce, cultivated *Brassica* and associated natural vegetation in Spain. *Ann. Appl. Biol.* 144: 339–346.
- Navarro, J.A., Botella, F., Sastre, P., Marhuenda, A., Sánchez-Pina, A., Pallas, V. (2002). Desarrollo de métodos moleculares para la detección de dos virus asociados con la enfermedad de las venas grandes de la lechuga y su aplicación a la identificación de reservorios naturales. *Proceedings of the XI Congreso de la Sociedad Española de Fitopatología*, Almería, p.109.
- Roggero, P., Lot, H., Souche, S., Lenzi, R., Milne, R.G. (2003). Occurrence of Mirafiori lettuce virus and lettuce big-vein virus in relation to development of big-vein symptoms in lettuce crops. *European Journal of Plant Pathology* 109: 261–267.
- Rosales, I.M., Sepúlveda, P., Bruna, A. (2004). First report of lettuce big-vein virus and Mirafiori lettuce virus in Chile. *Plant Disease* 88:1286.

Lettuce mosaic virus (LMV)

Virus del mosaico de la lechuga

Sinónimos: Lactuca virus 1, Marmor lactucae.

Taxonomía: Familia: Potyviridae; Género: Potyvirus.

Descripción: Partícula filamentosa, flexuosa, de aproximadamente 750 x 13 nm y con una única molécula lineal de RNA de cadena sencilla y de sentido positivo de 10 kb.

Huéspedes: Lechuga, escarola, espinaca, endivia, garbanzo, guisante. Entre las plantas silvestres *Sonchus tenerrimus*, *Senecio vulgaris*, *Chenopodium album*, *Galinsoga parviflora*, *Malva* sp., *Ecballium elaterium*, *Lactuca serriola*, *L. virosa*, *Lamium amplexicaule*, *Helminthia* sp., etc.

Sintomatología: Produce aclarado de venas, mosaico y moteado amarillo en las hojas. Puede causar enanismo y falta de formación del cogollo. Los síntomas son más graves cuanto antes le sobreviene la infección. Las plántulas que nacen de semilla infectada muestran un fuerte mosaico y protuberancias en las hojas, las plántulas infectadas no desarrollan, quedan en forma de roseta y no llegan a formar cogollo. Los síntomas pueden ser variables dependiendo de la variedad de lechuga afectada, cepa del virus, momento del desarrollo de la planta en el que es infectada y condiciones ambientales.

Transmisión: Se transmite por pulgones de forma no persistente, estando citados *Aphis gossypii*, *A. craccivora*, *Hyperomyzus lactucae*, *Myzus persicae*, *Macrosiphum euphorbiae* y *Acyrtosiphon scariolae*, entre otros. Por inoculación mecánica artificial, por polen y por semilla.

Distribución geográfica: Mundial. En España ampliamente distribuido.

Referencias:

- Álvarez, J.M., Luis, M.P., Cabezas, A. (1979). Estudio de la reacción de diferentes variedades de lechuga (*Lactuca sativa* L.) al virus del "mosaico" de la lechuga (LMV). Anales del Instituto Nacional de Investigaciones Agrarias. Protección Vegetal 10: 19–23.
- Blancard, D., Lot, H., Maisonneuve, B. (2005). Enfermedades de las lechugas: Identificar, conocer, controlar. Ediciones Mundi–Prensa. ISBN: (84–8476–188–6), 375 pp.– Dinant, S., Lot, H. (1991). Lettuce mosaic virus: a review. Plant Pathology 529–542.
- Moreno, A., De Blas, C., Biurrun, R., Nebreda, M., Palacios, I., Duque, M., Fereres, A.

- (2004). The incidence and distribution of viruses infecting lettuce, cultivated Brassica and associated natural vegetation in Spain. *Ann. Appl. Biol.*, 144: 339–346.
- Nebreda, M., Moreno, A., Pérez, N., Palacios, I., Seco-Fernández, V., Fereres, A. (2004). Activity of aphids associated with lettuce and brócoli in Spain and their efficiency as vectors of Lettuce mosaic virus. *Virus Research* 100: 83.
 - Pink, D.A.C., Kostova, D., Walkey, D.G.A. (1992). Differentiation of pathotypes of lettuce mosaic virus. *Plant Pathology* 41: 5–12.
 - Revers, F., Lot, H., Souche, S., Le Gall, O., Candresse, T., Dunez, J. (1997). Biological and molecular variability of Lettuce mosaic virus isolates. *Phytopathology* 87: 397–402.

Lucerne enation virus (LEV)

Virus de las excrecencias de la alfalfa

Taxonomía: Familia: Rhabdoviridae; Género: No está asignado a ningún género todavía.

Descripción: Partícula baciliforme de 250 nm de longitud y 85 nm de anchura.

Citopatología: Viriones observados en el floema.

Huéspedes: Alfalfa, haba.

Sintomatología: Causa la formación de excrecencias en el envés de la vena principal de los folíolos, que se arrugan; las plantas alcanzan una altura normal, pero muy ramificadas.

Transmisión: Se transmite por pulgones (*Aphis craccivora*) de forma persistente y por injerto.

Distribución geográfica: Francia, Marruecos, Italia, Yugoslavia, Rumania y España.

Referencias:

- Sardiña, J.R., Novales Lafarga, J. (1973). Una virosis de la alfalfa con producción de ‘enations’. Anales del Instituto Nacional de Investigaciones Agrarias. Protección Vegetal 3: 131–146.
- Signoret, P.A., Alliot, B.C. (1997). Lucerne enation virus en (Brunt, A.A., Crabtree, K., Dallwitz, M.J., Gibbs, A.J., Watson, L. Zurcher, E.J.). Plant Viruses Online: Descriptions and Lists from the VIDE Database: 62.U.P.0.029.

Maize dwarf mosaic virus (MDMV)

Virus del mosaico enanizante del maíz

Sinónimos: Maize mosaic virus; antes se clasificaba como una cepa del virus del mosaico de la caña de azúcar (Sugarcane mosaic virus, SCMV).

Taxonomía: Familia: Potyviridae; Género: Potyvirus.

Descripción: Partícula filamentosa y flexuosa de 750 nm de longitud y 13 nm de diámetro. El genoma es una única molécula lineal de RNA de cadena sencilla y de sentido positivo de 9,5 kb.

Citopatología: Los viriones se encuentran principalmente dispersos en el citoplasma de las células del mesófilo y otras partes de la planta infectada. Se observan inclusiones del tipo “pinwheel” que, en secciones transversales, se pueden observar en forma de ovillos, rollos y tubos.

Huéspedes: Los huéspedes naturales se restringen a maíz, sorgo, cañota (*Sorghum halepense* L.), *Setaria verticillata* (L.) y *Phalaris arundinacea* L. Mediante transmisión mecánica se ha determinado la susceptibilidad de varias especies de gramíneas.

Sintomatología: Los síntomas son mosaico y, ocasionalmente, enanismo en maíz. En sorgo, el mosaico puede ir acompañado de lesiones púrpuras y necróticas.

Transmisión: Se transmite por inoculación mecánica y por pulgones de forma no persistente pertenecientes a tres subfamilias. Los aislados españoles caracterizados se transmiten, en orden de mayor a menor eficiencia, por *Schizaphis graminum*, *Rhopalosiphum maidis* (Fitch), *R. padi* (L.), *Metopolophium dirhodum* (Walker), *Sitobion avenae* (Fabricius). Se transmite también por semilla dependiendo del aislado y la variedad de maíz. La proporción de transmisión por semilla oscila entre 0.007% y 0.4%. No se ha detectado la transmisión por semilla de los aislados presentes en España.

Distribución geográfica: Con excepción de Australia, se ha citado su presencia en todas las áreas donde se cultiva el maíz y sorgo. En España se ha detectado en Andalucía, Aragón, las dos Castillas, Cataluña y Extremadura. Los mayores niveles de incidencia de este virus se han observado en el Valle del Ebro.

Referencias:

– Achón M. A., Sin, E. (1998). Efecto del virus del mosaico enanizante del maíz (MDMV) en el establecimiento de plantas de maíz y su vigor. ITEA. 94V: 109–117.

- Achón, M. A., (1999). Incidence of maize dwarf mosaic and sugarcane mosaic viruses in Northeast of Spain. *Z. PflKrankh. Pfl. Shurz.* 106: 539–544.
- Achón, M. A., Sobrepere, M. (2001), Incidence of Potyviruses in commercial Maize fields and their seasonal cycles in Spain. *Z. PflKrankh. Pfl. Shurz.* 108: 399–406.
- Achón, M.A., Lomonosoff, G.P., Medina, V. (1995). Studies on maize dwarf mosaic virus (MDMV) in northeast Spain. *Agronomie.* 15: 501.
- Achón, M.A., Medina, V., Shanks, M., Markham, P., Lomonosoff, G.P. (1994). Characterisation of a maize–infecting potyvirus from Spain. *European Journal of Plant Pathology* 100: 157–165.
- Achón, M.A., Pinner, M., Medina, V., Lomonosoff, G.P. (1996). Biological characteristics of maize dwarf mosaic potyvirus from Spain. *European Journal of Plant Pathology* 102: 697–705
- Ford, R.E., Tosic, M., Shukla, D.D. (1989). Descriptions of Planta viruses CMI/AAB n° 341.
- Olalla Mercade, L., Mira Belda, A., Jurado Grana, F., Gómez Herrera, E. (1984). Introducción al estudio de la enfermedad del raquitismo de las socas de caña de azúcar en zonas peninsulares de España. *Comunicaciones INIA, Protección Vegetal* 21: 23 pp.
- Olalla Mercade, L., Mira Belda, A., Jurado Grana, F., Gómez Herrera, E. (1984). Estudios de campo en el virus de la caña de azúcar (1982). *Comunicaciones INIA, Protección vegetal* 20: 13 pp.
- Sánchez, F., Romero, J., Ponz, F. (1993). Diversidad de potyvirus de maíz en distintas regiones españolas. *Investigación Agraria, Producción y Protección Vegetales* 8: 173–256.

Maize rough dwarf virus (MRDV)

Virus del enanismo rugoso del maíz

Sinónimos: Mal de Río Cuarto.

Taxonomía: Familia: Reoviridae; Género: Fijivirus.

Descripción: Viriones isométricos de 70 nm de diámetro, con una doble cubierta que contiene 10 segmentos de RNA bicatenario lineal que se denominan S-1 a S-10, de 3,9; 3,2; 3,15; 3,15; 3,1; 2,29; 2,20; 1,74; 1,73 y 1,72 kb respectivamente.

Citopatología: Los viriones se encuentran en el citoplasma de las células del floema de las enaciones, formando inclusiones cristalinas y viroplasmas de considerable tamaño que contienen tanto viriones maduros como inmaduros. También se pueden encontrar estructuras tubulares de unos 10 nm de diámetro que contienen viriones. Los cloroplastos son los orgánulos más afectados, presentando desorganización de los tilacoides.

Huéspedes: Los únicos hospedantes naturales conocidos son: maíz, avena, *Digitaria sanguinalis* y *Echinochloa cruz-galli*. Experimentalmente, mediante transmisión con el vector, infecta trigo y cebada.

Sintomatología: Cuando la infección se produce en plantas jóvenes de maíz se observa un enanismo severo, no hay producción de grano y la planta muere prematuramente. Otro síntoma característico es la producción de tumoraciones en el envés, que dan una consistencia rugosa a la hoja. Además las hojas presentan una coloración verde oscura intensa.

Transmisión: Se transmite por homópteros de la familia Delphacidae de forma propagativa circulativa. Se ha observado la transmisión trasovárica del virus. El único vector conocido en Europa es *Laodelphax striatellus*. La cepa americana (Mal de Río Cuarto) se transmite por *Delphacodes kuscheli* Fennah. No se transmite ni por inoculación mecánica ni por semilla.

Distribución geográfica: Europa mediterránea, Israel y Argentina, donde es endémico. En España se ha detectado en todas las comunidades visitadas: Andalucía, Aragón, Cataluña, Extremadura. Los mayores niveles de incidencia se han observado en Aragón.

Referencias:

– Alonso–Dueñas, N., Serrano., L., Achon, M.A. (2004). Epidemiología de las virosis de Poaceas. XII Congreso de la Sociedad Española de Fitopatología. Gerona, 180.

- Commonwealth Mycological Institute. (C.M.I.). (1997). Distribution of Maize rough dwarf virus. CMI Map 738, 1st. Edition.
- Lovisolo, O. (1971). Maize rough dwarf virus. Descriptions of Plant viruses. CMI/AAB n° 72.
- Rodrigo, G., Sobrepere, M., Medina, V., Achon, M.A. (2000). Presencia del virus del enanismo rugoso del maíz (MRDV) en Cataluña. X Congreso de la Sociedad Española de Fitopatología. Valencia, 136.
- Signoret, P.A., Alliot, B. (1985). Occurrence of Maize rough dwarf virus in France and Spain. Mitteilungen aus der Biologischen Bundesanstalt für Land und Forstwirtschaft 228: 74–75.
- Sobrepere, M, Rodrigo, G., Pons, X, Albajes., R., Achon, M.A. (2002). Incidente virus epidemiology Symposium. Aschersleben (Alemania).
- Sobrepere, M., Achon, M.A. (2001). Emergence of Maize rough dwarf *Fijivirus* in Spain. IXth Conference on virus diseases of Gramineae in Europe. York (UK).

Melon necrotic spot virus (MNSV)

Virus de las manchas necróticas del melón

Sinónimos: Virus del cribado del melón, virus del “colapso” del melón.

Taxonomía: Familia: Tombusviridae; Género: Carmovirus.

Descripción: Partícula isométrica de 30 nm de diámetro, con una molécula de ARN lineal, monocatenario y de sentido positivo de 4,26 kb. El ácido nucleico supone el 17,8 % del virión.

Citopatología: Las partículas virales se encuentran en forma de agregados o formaciones cristalinas en el citoplasma o vacuola central de las células de plantas infectadas.

Huéspedes: Melón, pepino, sandía, calabacín.

Sintomatología: Causa lesiones cloróticas que acaban como manchas necróticas puntuales que le dan el nombre de “cribado”. También pueden presentarse manchas necróticas internerviales que avanzan hasta que amplias zonas de la hoja acaban secándose. Causa estrías en pecíolos y tallos.

Un síntoma muy típico es el de necrosis de los nervios de la hoja, que forma como un enrejado. Posteriormente se necrosa la zona internervial, llegando hasta la necrosis total de la hoja.

Otro síntoma totalmente diferente a los expuestos es un marchitamiento rápido que evoluciona hasta la muerte de la planta, de ahí el nombre de “Colapso”, sin presentar los síntomas típicos de las manchas necróticas anteriormente descritos, que le dan el nombre de cribado del melón. En este caso también presenta estrías necróticas en la base del tallo, que se extienden hacia arriba del mismo. La sintomatología es similar a la causada por agentes fúngicos vasculares o bacterianos. Suelen presentarse en el momento del engorde de los frutos. Los síntomas descritos se presentan en una distribución espacial en el campo en forma de manchas o rodales, típico de una enfermedad cuya transmisión esta ligada al suelo. Los frutos presentan manchas necróticas deprimidas en su superficie.

Transmisión: Se transmite por el hongo *Olpidium bornovanus* (anteriormente denominado *O. cucurbitacearum* y *O. radiale*) (Chytridiomycetes).

Se transmite por semilla, pero su presencia y extensión está ligada a la presencia del hongo.

Distribución geográfica: Mundial; en España se ha citado en Andalucía, Murcia, Comunidad Valenciana, Castilla-La Mancha y Aragón.

Referencias:

- Cuadrado, I.M., Gómez, J., Moreno, P. (1993). El virus de las manchas necróticas del melón (MNSV) en Almería. I. Importancia del MNSV como causa de la muerte súbita del melón. Boletín de Sanidad Vegetal, Plagas 19: 93–106.
- Díaz, J. A., Nieto, C., Moriones, E., Truniger, V., Aranda, M. A. (2004). Molecular characterization of a *Melon necrotic spot virus* strain that overcomes the resistance in melon and non-host plants. Molecular Plant–Microbe Interactions 6: 668–675.
- García–Jiménez, J., Martínez–Ferrer, G., Armengol, J., Velázquez, T., Orts, M., Juárez, M., Ortega, A., Jordá, C., Alfaro–García, A. (1993). Agentes asociados al colapso del melón en distintas zonas españolas. Boletín de Sanidad Vegetal, Plagas 19: 401–423.
- Gómez, J., Cuadrado, I., Velasco, V. (1993). El virus de las manchas necróticas del melón (MNSV) en Almería. II. Eficacia de la desinfección del suelo frente a MNSV. Boletín de Sanidad Vegetal, Plagas 19: 179–186.
- Gómez, J., Cuadrado, I., Velasco, V. (1993). El virus de las manchas necróticas del melón (MNSV) en Almería. III. Eficacia del injerto del melón para combatir el MNSV. Boletín de Sanidad Vegetal, Plagas 19: 187–192.
- Gómez–Vázquez, J., (1993). Enfermedades del melón en los cultivos “sin suelo” de la provincia de Almería. Comunicación I+D Agroalimentaria 3/93. Junta de Andalucía. Consejería de Agricultura y Pesca. Servicio de Publicaciones y Divulgación. (ISBN: 84–87564–80–1).
- Juárez, M., Ortega A., Aucejo S., Jordá C., (2000). La situación del virus del cribado del melón en el Levante español. X Congreso de la SEF. p. 325.
- Juárez, M., Ortega A., Jordá C., (1994). Variabilidad del virus del cribado del melón. Hortofruticultura nº 11: 37–40.
- Luis–Arteaga, M. (1994). Virus de las manchas necróticas del melón. Melon Necrotic Spot Virus. MNSV. En (Díaz Ruiz, J.R.; García Jiménez, J.) Enfermedades de las Cucurbitáceas en España. Monografías de la SEF 1: 82.
- Luis–Arteaga, M., Álvarez, J. (1990). Evolution of muskmelon virus infection on field crops in the Ebro Valley (Spain). Report Cucurbit Genetics Cooperative 13: 20–23.

Mirafiori lettuce virus (MiLV)

Virus de las nerviaciones gruesas de la lechuga (“big vein”)

Taxonomía: Género: Ophiovirus.

Descripción: Filamentos de 3 nm de diámetro, más o menos plegados, formando masas de tamaño y contorno no determinado.

Observaciones: Se asocia la enfermedad de las nerviaciones gruesas de la lechuga o “big-Vein” de la lechuga a la presencia de este virus y al Lettuce big vein virus (LBVV), ambos transmitidos por el mismo vector. Otros autores, debido a no poder verificarse los postulados de Koch–Pasteur en el caso del LBVV, exponen que el big-vein de la lechuga sólo se debe al MiLV, aunque aparecen frecuentemente asociados.

Huéspedes: Diferentes especies de los géneros *Lactuca*, *Cichorium* y *Sonchus*.

Sintomatología: Las hojas de las plantas afectadas presentan engrosamiento de los nervios, con aclareamiento de la zona cercana a los mismos, lo que da un aspecto más acusado de este engrosamiento. Las plantas presentan un porte más erguido. Cuando la infección se produce tempranamente, las plantas aparecen raquílicas. Todos los tipos de lechuga pueden verse afectados, pero la sintomatología puede diferir en cada caso. En las batavias, iceberg y romanas se hace más patente las venas gruesas y el aclareamiento de las zonas próximas. Las lechugas de hoja de roble y Lollo presentan un aspecto más raquílico, con hojas deformadas.

Transmisión: Por las zoosporas del hongo quitridiomiceto *Olpidium brassicae*.

Distribución geográfica: California, Brasil, Chile, Japón, Australia, Nueva Zelanda, España.

Referencias:

- Blancard, D., Lot, H., Maisonneuve, B. (2005). Enfermedades de las lechugas: Identificar, conocer, controlar. Ediciones Mundi–Prensa. ISBN: (84–8476–188–6), 375 pp.
- Colariccio, A., Chaves, A.L.R., Eiras, M., Chagas, C.M., Lenzi, R., Roggero, P. (2003). Presence of lettuce big-vein disease and associated viruses in a subtropical area of Brasil. *Plant Pathology* 7.
- Latham, L.J., Jones, R.A.C., McKirdy, S.J. (2004). Lettuce big-vein disease: Sources, patterns of spread and losses. *Australian Journal of Agricultural Research* 55, 125–130.

- Lot, H., Campbell, R.N., Souche, S., Milne, R.G., Roggero, P. (2002). Transmission by *Olpidium brassicae* of Mirafiori lettuce virus and Lettuce big-vein virus, and their roles in Lettuce big-vein etiology. *Phytopathology* 92: 288–293.
- Moreno, A., De Blas, C., Biurrún, R., Nebreda, M., Palacios, I., Duque, M., Federes, A. (2004). The incidence and distribution of viruses infecting lettuce, cultivated *Brassica* and associated natural vegetation in Spain. *Ann. Appl. Biol.* 144: 339–346.
- Navarro, J.A., Botella, F., Sastre, P., Marhuenda, A., Sanchez-Pina, A., Pallas, V. (2002). Desarrollo de métodos moleculares para la detección de dos virus asociados con la enfermedad de las venas grandes de la lechuga y su aplicación a la identificación de reservorios naturales. *Proceedings of the XI Congreso de la Sociedad Española de Fitopatología*. Almería, p.109.
- Roggero, P., Lot, H., Souche, S., Lenzi, R., Milne, R.G. (2003). Occurrence of Mirafiori lettuce virus and lettuce big-vein virus in relation to development of big-vein symptoms in lettuce crops. *European Journal of Plant Pathology* 109: 261–267.
- Rosales, I.M., Sepúlveda, P., Bruna, A. (2004). First report of lettuce big-vein virus and Mirafiori lettuce virus in Chile. *Plant Disease Note* 88:1286.

Onion yellow dwarf virus

Virus del amarilleo enanizante de la cebolla

Sinónimos: *Allium virus 1*, *Marmor cepae*.

Taxonomía Familia: Potviridae; Género: Potyvirus.

Descripción: Partícula flexuosa de entre 722 y 820 nm de longitud y 16 nm de diámetro.

Citopatología: Con el microscopio óptico pueden observarse inclusiones granulares y en observaciones al microscopio electrónico las típicas rueda de carro o “pinwheels” y rollos o “scrolls”.

Huéspedes: *Allium cepa* L., *A. sativum* L., *A. ascalonicum* L., *A. porrum* L., *A. fistulosum* L., otros *Allium* sp., *Narcissus pseudonarcissus* L., *N. tazetta orientales* L., etc.

Sintomatología: Estrías amarillas en las primeras hojas, estrías que evolucionan a amarilleo de las hojas. Hojas rizadas, flácidas y deformadas. Mosaico y acaparamiento de la planta. Distorsión en el tallo floral y flores más pequeñas con semillas de peor calidad. Los síntomas dependen del momento en el que tiene lugar la infección. Los bulbos tienen peor almacenamiento.

Transmisión: Durante el periodo vegetativo se transmite por el áfido *Myzus persicae* (Sulzer) y *M. ascalonicus* de forma no persistente. No tenemos cita de su transmisión por semilla o polen.

Distribución geográfica: Mundial

Referencias:

- Bos, L., (1976). Onion yellow dwarf virus. CMI/AAB Descriptions of Plant Viruses, p. 158.
- Lot, H., Chovelon, V., Souche, S., Delecolle, B. (1998). Effects of onion yellow dwarf and leek yellow stripe viruses on symptomatology and yield loss of three French garlic cultivars. *Plant Disease* 82, 12, pp. 1381–1385.
- Lunello P., Mansilla C., Conci V., Ponz F. (2004). Ultra-sensitive detection of two garlic potyvirus using a real-time fluorescent (Taqman®) RT-PCR assay. *Journal of Virological Methods*. 118, 1, 15–21.
- Shibolet, Y.M., GalOn, A., Koch, M., Rabinowitch, H.D., Salomon, R. (2001). Molecular characterization of onion yellow dwarf virus (OYDV) infecting garlic (*Allium sativum* L.) in Israel: thermotherapy inhibits virus elimination by meristem tip culture. *Ann. Appl. Biol.* 138, 2: 187–195.

Papaya ringspot virus (PRSV)

Virus de las manchas anulares de la papaya

Sinónimos: Watermelon mosaic virus I; Papaya distortion ringspot virus; Papaya mosaic virus; Specific watermelon mosaic virus.

Taxonomía Familia: Potyviridae; Género: Potyvirus.

Descripción: Partícula filamentosa flexuosa de 760–800 nm de longitud por 12 nm de diámetro, con una única molécula lineal de ARN de cadena sencilla y de sentido positivo de 10,3 kb. El ácido nucleico supone el 5,5% del virión.

Citopatología: Induce inclusiones en forma de molinillos (“pinwheels”) y de tubos (“scrolls”) en el citoplasma de las células de plantas infectadas.

Huéspedes: Melón, calabacín, pepino, sandía, calabaza y papaya.

Sintomatología: Causa en general mosaico y deformaciones tanto en hojas como en frutos. También causa abullonado en hojas y frutos según la especie del huésped. En pepino pueden observarse mosaico y deformaciones en hojas y frutos. En calabacín, mosaico, hojas con aspecto laciniado y mosaico en fruto. En melón, amarilleo en general, hojas deformadas, nervios con aspecto fasciado y mosaico en fruto. En papaya, moteado y distorsión de hojas. Las hojas más jóvenes presentan mosaico, abullonado, deformaciones y filimorfismo. En tallo, manchas alargadas de color más oscuro y en fruto, manchas circulares de color más oscuro, como infiltradas de grasa. La infección conjunta con WMV-II puede tener efecto sinérgico.

Transmisión: Se transmite por pulgones de forma no persistente por numerosas especies de áfidos, estando citados *Myzus persicae*, *Aphis gossypii* y *A. craccivora*, *Aulacorthum solani* y *Macrosiphum euphorbiae*.

Distribución geográfica: Mundial; en España se ha citado en Andalucía, Canarias y Costa del Mediterráneo.

Referencias:

- Alonso-Prados, J.L., Luis-Arteaga, M., Alvarez, J.M., Moriones, E., Batlle, A., Laviña, A., García-Arenal, F., Fraile, A., (2003). Epidemics of aphid-transmitted viruses in melon crops in Spain. *Eur. J. Pathol.* 109: 129–138.
- Luis-Arteaga, M. (1994). Virus de las manchas anulares de la papaya. Papaya Ringspot Virus. PRSV. En (Díaz Ruiz, J.R.; García Jiménez, J.). Enfermedades de las Cucurbitáceas en España. Monografías de la SEF 1: 81.

- Luis–Arteaga, M., Alvarez, J.M., Alonso–Prados, J.L., Bernal, J.J., García–Arenal, F., Laviña, A., Batlle, A., Moriones, E. (1998). Occurrence, distribution and relative incidence of mosaic viruses infecting field–grown melon in Spain. *Plant Disease* 82: 979–982.
- Purcifull, D., Edwardson, J., Hiebert, E., Gonsalves, D. (1984). Papaya ringspot virus. *CMI/AAB Descriptions of Plant Viruses* n° 292.

Parietaria mottle virus (PMoV)

Virus del moteado de la parietaria

Taxonomía: Familia : Bromoviridae; Género: Iilarvirus.

Descripción: Partícula isométrica de 24–36 nm de diámetro, con un genoma compuesto por cuatro RNAs de sentido positivo de 4,3; 3,7; 2,7 y 1,1 kb respectivamente.

Huéspedes: Parietaria, pimiento y tomate.

Sintomatología: Clorosis brillante o necrosis que puede afectar a toda la hoja, tallo y ápice. También puede presentarse en forma de moteado suave o ausencia completa de síntomas.

Transmisión: Se transmite por inoculación mecánica o injerto.

Distribución geográfica: Italia, Grecia, sur de Francia y, en España, Cataluña, País Vasco y Murcia.

Referencias:

- Aramburu, J. (2001). First Report of Parietaria mottle virus on Tomato in Spain. *Plant Disease* 85, 1210.
- Caciagli, P., Boccardo, G., Lovisolo, O. (1989). Parietaria mottle virus, a posible new ilarvirus from *Parietaria officinalis* (Urticaceae). *Plant Pathology* 38: 577–84.
- Galipienso, L., Herranz, M.C., Pallás, V., Aramburu, J. (2004). Detection of a tomato strain of Parietaria mottle virus (PMoV–T) by molecular hybridisation and reverse transcriptase–polymerase chain reaction in field samples from north–eastern Spain. *Plant Pathology* 54: 29–35.
- Janssen, D., Saez, E., Segundo, E., Martín, G., Gil, F., Cuadrado, I.M. (2005). *Capsicum annuum* a new host of Parietaria mottle virus in Spain. *Plant Pathology* 54: 567–567.
- Roggero, P., Ciuffo, M., Katis, N., Alioto, D., Crescenzi, A., Parella, G., Gallitelli, D. (2000). Necrotic disease in tomatoes in Greece and south Italy caused by tomato strain of Parietaria mottle virus. *Journal of Plant Pathology* 82: 159.

Peanut stunt virus (PSV)

Virus del enanismo del cacahuete

Sinónimos: Groundnut stunt virus, Robinia mosaic virus.

Taxonomía: Familia: Bromoviridae; Género: Cucumovirus.

Descripción: Partícula isométrica de 30 nm de diámetro, con un 16% de ácido nucleico. Genoma tripartido de RNA monocatenario de sentido positivo de 3,4; 2,9 y 2,2 kb respectivamente.

Citopatología: Viriones observados en todas las partes de la planta. Inclusiones: cristales en el citoplasma.

Huéspedes: Trébol, alfalfa, judía, cacahuete.

Sintomatología: Moteado clorótico en hojas y enanismo en la planta, así como malformaciones en el fruto. Epinastia, distorsión de hoja y enanismo en judía. Pronunciado enanismo en cacahuete.

Transmisión: Por áfidos de forma no persistente, estando citados *Aphis craccivora*, *A. spiraeicola* y *Myzus persicae*. Transmitido por semilla en pequeña proporción en cacahuete.

Distribución geográfica: Norteamérica, Japón, Corea, Marruecos, Europa; en España se ha citado en Madrid.

Referencias:

- Díaz–Ruiz, J.R., Kaper, J.M., Waterworth, H.E., Devergne, J.C. (1979). Isolation and characterization of peanut stunt virus from alfalfa in Spain. *Phytopathology* 69: 504–509.
- Díaz–Ruiz, J.R., Kaper, J.M. (1983). Nucleotide sequence relationships among thirty peanut stunt virus isolates determined by competition hybridation. *Archives of Virology* 75: 277–281.
- Miltão, V., Moreno, I., Rodríguez–Cerezo, E., García–Arenal, F. (1998). Differential interactions among isolates of peanut stunt cucumovirus and its satellite RNA. *Journal of General Virology* 79: 177–184.

Pelargonium flower–break virus (PFBV)

Virus de la rotura de la flor del pelargonio

Taxonomía: Familia: Tombusviridae; Género: Carmovirus.

Descripción: Partículas isométricas de aproximadamente 30 nm de diámetro. Compuesta por una cadena simple de ARN.

Huéspedes: *Pelargonium zonale*, *P. peltatum*.

Sintomatología: Rotura del color de las flores de algunos cultivares de *Pelargonium* sp., en otros, sin síntomas.

Transmisión: Transmisión vegetativa, por injerto y mecánica. Transmisión en la solución nutritiva recirculante.

Distribución geográfica: Inglaterra, Alemania, Holanda, Dinamarca.

Referencias:

- Berkelmann, B., Wohanka, W., Krczal, G. (1995). Transmission of Pelargonium flower–break virus (PFBV) by recirculating nutrient solutions with and without slow sand filtration. ISHS Acta Horticulturae 382: IV International Symposium on Soil and Substrate Infestation and Disinfestation. Leuven. Belgium.
- Brunt, A.A., Crabtree, K., Dallwitz, M.J., Gibbs, A.J., Watson, L., Zurcher, E.J. (Eds.) (1996). Pelargonium flower–break virus. Plant Viruses Online: Descriptions and Lists from the VIDE Database. <http://biology.anu.edu.au>
- Hollings, M., Stone, O.M. (1974). Pelargonium flower–break virus. CMI/AAB. Descriptions of Plant Viruses N° 130.
- Pelargonium flower–break virus. ICTVdB. The Universal Virus Database. <http://www.ncbi.nlm.nih.gov>

Pelargonium line pattern virus (PLPV)

Virus del anillado del pelargonio

Sinónimos: Pelargonium ring pattern virus.

Taxonomía: Familia: Tombusviridae; Género: Carmovirus (*i*).

Descripción: Partículas isométricas de aproximadamente 30 nm de diámetro compuestas por una cadena simple de ARN.

Citopatología: Los virus pueden encontrarse en las células de la epidermis y mesófilo de las hojas de las plantas infectadas.

Huéspedes: *Pelargonium zonale*. En *P. peltatum* no presenta síntomas.

Sintomatología: En primavera causa dibujos en anillo de color amarillo en las hojas adultas de cultivares susceptibles. Los síntomas son similares a los ocasionados por Pelargonium ring spot.

Transmisión: No se conoce vector. Se transmite vegetativamente, por injerto y por contacto entre plantas.

Distribución geográfica: Bélgica, Dinamarca, Francia, Holanda, Reino Unido, USA, Alemania.

Referencias:

- Brunt, A.A., Crabtree, K., Dallwitz, M.J., Gibas, A.J., Watson, L., Zurcher, E.J. (Eds.) (1996). Plant Viruses Online: Descriptions and Lists from the VIDE Database. <http://biology.anu.edu.au>
- Smith, I.M., Dunez, J., Lelliott, R.A., Phillips, D.H., Archer, S.A. (1992). Manual de Enfermedades de las Plantas. Ediciones Mundi–Prensa pp. 117.

Pelargonium zonate spot virus (PZSV)

Virus de las manchas por zonas del pelargonio

Sinónimos: Virus de las manchas zonales del Pelargonium

Taxonomía: Género: Algunas clasificaciones lo agrupan con los Ourmiavirus

Descripción de la partícula: Partículas casi-isométricas de 25–35 nm de diámetro. Compuesta por dos ARN de simple cadena (ARN–1 y ARN–2) encapsidadas en dos partículas distintas y tres nucleoproteínas de diferentes coeficientes de sedimentación. Las partículas son similares a los Ilarvirus así como otros virus similares, sin embargo no tienen relación serológica con ellos.

Citopatología: Las partículas virales pueden encontrarse tanto en el citoplasma como en el núcleo de las células de plantas infectadas. Las inclusiones nucleares se asocian al nucleolo y las del citoplasma pueden aparecer en estructuras tubulares en filas

Plantas hospedantes: Tomate, alcachofa *Pelargonium zonale*, *Chrysanthemum segetum*, *Capsella bursa-pastoris*, *Diplotaxis eruroides*, *Picais echioides*, *Sonchus oleraceus*.

Sintomatología: Dibujos y anillos concéntricos en tomate, mosaico y deformaciones en alcachofa, bandeado amarillo–cromo concéntrico en *Pelargonium zonale*, moteado amarillo en *Chrysanthemum segetum*.

Transmisión: Por semilla en *Nicotiana glutinosa* y por polen.

Por trips del género *Melanothrips* sp., mediante el transporte pasivo de granos de polen contaminados

Distribución geográfica: Distribución restringida: sur de Italia y provincia de Zaragoza en España.

Referencias:

- Conti M., Gallitelli D., Lisa V., Lovisolo O., Martelli G.P., Ragozzino A., Rana G.L., Vovlas C., (2000). Virus de las manchas por zonas del geranio. En: Principales virus de las plantas hortícolas. Bayer. Mundi–Prensa, 198–202.
- Gallitelli D., (1982). Properties of tomato isolate of Pelargonium zonate spot virus. Ann. Appl. Biol. 100: 457–466.

- Gallitelli D., Quacquarelli A., Martelli G.P., (1983). Pelargonium zonate spot virus. CMI/AAB. Descriptions of Plant Viruses. N° 272.
- Luis-Arteaga M., Cambra M. A., (2000). First report of natural infection of greenhouse-grown tomato and weed species by Pelargonium zonate spot virus in Spain. Plant Disease, 84 (7), 807

Pepino mosaic virus (PepMV)

Virus del mosaico del pepino dulce

Taxonomía: Familia: Flexiviridae; Género: Potexvirus.

Descripción: Partícula flexuosa de aproximadamente 510 nm de longitud y 11 nm de diámetro. Genoma compuesto por una simple cadena de ARN.

Citopatología: Produce inclusiones formadas por masas de partículas en forma de bandas, típicas de los potexvirus, en el citoplasma del parénquima del mesófilo de la hoja.

Huéspedes: El aislado original fue detectado en *Solanum muricatum* L. (Pepino dulce o Pera melón) y no afectaba a tomate. El aislado europeo afecta a tomate y ha sido encontrado infectando de forma natural a las siguientes especies silvestres: *Amaranthus* sp., *Basia scoparia*, *Calistegia sepium*, *Chenopodium murale*, *Convolvulus althaeoides*, *Convolvulus arvensis*, *Conyza albida*, *Coronopus* sp., *Diplotaxis erucoides*, *Echium creticum*, *E. humile*, *Heliotropium europeo*, *Malva parviflora* L., *Moricandia arvensis*, *Nicotiana glauca* Grah., *Onopordum* sp., *Piptatherum multiflorum*, *Plantago* sp., *Rumex* sp., *Sisymbrium irio*, *Solanum nigrum* L., y *Sonchus oleraceus* L., *Sonchus tenerrimus*, *Taraxacum vulgare*. Diferentes especies del género *Lycopersicon* se muestran sensibles al virus, tal como *L. chilense*, *L. chmielewkii*, *L. parviflorum*, *L. pennellii*, *L. pimpinellifolium*.

Sintomatología: Mosaicos de tonos e intensidades diversos, desde el típico mosaico verde claro-verde oscuro, muy similar al presentado por el virus del mosaico del tomate o el mosaico verde-verde tan claro que casi llega a blanco, a mosaico amarillo dorado-verde oscuro. Manchas amarillas que pueden comenzar en el centro del foliolo y se extienden hasta que prácticamente todo el foliolo se vuelve de color amarillo. Foliolos amarillos con islas de color verde oscuro. Apuntamiento de foliolos, llegando a filiformismo, síntoma que recuerda al presentado por el virus del mosaico del pepino (Cucumber mosaic virus). Rizado de hojas internervial y abullonado. Estrías de color verde oscuro en tallos y en el cáliz. Manchas de colores diversos, rojo más claro, naranja o verde, en frutos maduros o madurez irregular.

Hay un síntoma que cursa con marchitez, pudiendo llegar a “muerte súbita” o “colapso”. Se detecta la presencia de Pepino mosaic virus en las plantas afectadas y la de *Olpidium brassicae* en sus raíces, y siempre ligada esta manifestación a determinadas condiciones ambientales.

Transmisión: Se transmite por semilla, constituyendo así el inóculo primario de la enfermedad. Su posterior expansión se realiza de forma mecánica, con gran facilidad, en las distintas labores de cultivo al que se ve sometido el mismo. La transmisión por los

abejorros polinizadores, *Bombus terrestris* y *Bombus canariensis*, ha sido también comprobada.

Distribución geográfica: Se encuentra descrito en Perú, Holanda, Reino Unido*, Francia, Alemania*, Canadá, Bélgica, Portugal, Italia, diferentes estados de EE.UU. (Arizona, California, Colorado, Florida, Oklahoma y Texas), Noruega*, Polonia*, Marruecos, Finlandia*, Suecia, Eslovaquia*, Bulgaria*, Ucrania y Austria. En España se ha encontrado en Alicante, Almería, Barcelona, Granada, Murcia, Navarra (¿), Valencia, Islas Baleares e Islas Canarias.

(*) Según datos de EPPO (2004) ha sido citado, pero erradicado.

Referencias:

- Aguilar, J.M., Hernández–Gallardo, D.M., Cenis, J.L., Lacasa, A., Aranda, M.A. (2002). Complete sequence of the Pepino mosaic virus RNA genome. Arch. Virol. 147: 2009–2015.
- Córdoba C., Martínez Ll., Saval P., Lacasa A., Jordá C. (2004). Relación entre la infección con PepMV (Pepino mosaic virus) y la presencia de *Olpidium brassicae*, en raíces como causa del síndrome del “Colapso” del tomate. XII Congreso de la Sociedad Española de Fitopatología. Lloret de Mar (Girona).
- Córdoba M.C., Martínez–Priego Ll., Jordá C. (2004). New natural hosts of Pepino mosaic virus in Spain. Plant Disease 88: 906.
- Córdoba M.C., García A., Alfaro A., Jordá C., (2007). Seed transmission of Pepino mosaic virus and efficacy of tomato seed disinfection treatments. Plant Disease 91 (10): 1250–1254.
- Jordá C., Lázaro A., Martínez–Culebras P., Lacasa A. (2001 a). First report of Pepino mosaic virus in Spain. Plant Disease 85: 1292.
- Jordá C., Lázaro A. Martínez–Culebras P., Lacasa A. (2001 b). First report of Pepino mosaic virus on natural host. Plant Disease 85: 1292.
- Jordá C., Lázaro A., Font, I., Lacasa A., Guerrero M.M., Cano A. (2000). Nueva enfermedad en el tomate. Phytoma 119: 23–28.
- Lacasa A., Guerrero M.M., Hita I., Martínez M.A., Jordá C., Bielza P., Contreras J., Alcázar A., Cano A., (2003). Implicaciones de los abejorros (*Bombus* sp.) en la dispersión del virus del mosaico del pepino dulce (Pepino mosaic virus) en cultivos de tomate. Boletín de Sanidad Vegetal–Plagas. 29: 393–403.

- Lázaro A., Martínez–Culebras P., Lacasa A., Hita I., Jordá C., (2000). A new disease in tomato crops caused by *Pepino mosaic virus* (PepMV). Diagnosis by different techniques. Proceedings of the 5th Congress of the European Foundation for Plant Pathology. Taormina.
- Martínez–Culebras P., Lázaro A., Jordá C. (2002). A RT–PCR assay combined with RFLP análisis for detection and differentiation of isolates of *Pepino mosaic virus* (PepMV) from tomato. *European Journal of Plant Pathology* 108: 887–892.
- Pagán, I., Córdoba–Sellés, M.C., Martínez–Priego, L., Fraile, A., Malpica, J.M., Jordá, C., García–Arenal, F. (2006). Genetic structure of the population of Pepino mosaic virus infecting tomato crops in Spain. *Phytopathology* 96: 274–279.
- Soler S., Prohens J., Diez M.J., Nuez F. (2002). Natural occurrence of Pepino mosaic virus in *Lycopersicon* species in Central and Southern Peru. *Journal of Phytopathology* 150: 49–53.
- Soler S., Prohens J., Nuez F. (2000). El virus del mosaico del pepino dulce en el cultivo del tomate. *Vida Rural* 119: 48–52.

Pepper mild mottle virus (PMMV) Virus del moteado atenuado del pimiento

Taxonomía: Género: Tobamovirus.

Descripción: Partícula cilíndrica y rígida de 312 x 18 nm, con una molécula de ARN monocatenario de sentido positivo de 6,36 kb.

Citopatología: Agregados de virus en las células de plantas de pimiento afectadas. Las partículas se orientan transversalmente a lo largo del eje de este agregado. Forman capas de partículas y cada capa con la siguiente forma un ángulo de 60°.

Huéspedes: Pimiento y especies de género *Capsicum*.

Sintomatología: Clorosis suave de la hoja y enanismo de la planta, especialmente graves si se infecta en estado de plántula. También es causa de frutos pequeños, deformados con mosaico y con depresiones necróticas.

Transmisión: Fácilmente transmisible por inoculación mecánica, por contacto entre plantas y por semilla. Sobrevive durante meses en restos de cosecha.

Distribución geográfica: Mundial; en España se ha citado en Aragón y en el sudeste.

Referencias:

- Alonso, E., García Luque, I., Ávila Rincón, M.J., Wicke, B., Serra, M.T., Díaz Ruiz, J.R. (1989). A tobamovirus causing heavy losses in protected pepper crops in Spain. *Journal of Phytopathology* 125: 67–76.
- Alonso, E., García Luque, I., Cruz, A. de la, Wicke, B., Ávila Rincón, M.J., Serra, M.T., Castresana, C., Díaz Ruiz, J.R. (1991). Nucleotide sequence of the genomic RNA of pepper mild mottle virus, a resistance-breaking tobamovirus in pepper. *Journal of General Virology* 72: 2875–2884.
- Ávila Rincón, M.J., Ferrero, M.L., Alonso, E., García Luque, I., Díaz Ruiz, J.R. (1989). Nucleotide sequences of 5' and 3' non-coding regions of pepper mild mottle virus strain S RNA. *Journal of General Virology* 70: 3025–3031.
- García Luque, I., Ferrero M. L., Rodríguez J. M., Alonso E., Cruz A. de la, Sanz A. I., Vaquero, C., Serra, M. T., Díaz Ruiz. (1993) The nucleotide sequence of the coat protein genes and 3' non-coding regions of two resistance-breaking tobamoviruses in pepper shows that they are different viruses. *Archives of Virology* 131: 75–88.

- García Luque, I., Serra, M.T., Alonso, E., Wicke, B., Ferrero, M.L., Díaz Ruiz, J.R. (1990). Characterization of a Spanish strain of pepper mild mottle virus (PMMV–S) and its relationships to other tobamoviruses. *Journal of Phytopathology* 129: 1–8.
- Marte, M., Wetter, C. (1986). Occurrence of pepper mild mottle virus in pepper cultivars from Italy and Spain. *Zeitschrift für Pflanzenkrankheiten und Pflanzenschutz* 93: 37–43.
- Rodríguez–Cerezo, E., Moya, A., García–Arenal, F. (1989). Variability and evolution of the plant RNA virus pepper mild mottle virus. *Journal of Virology* 63: 2198–2203.
- Tenllado, F., García Luque, I., Serra, M.T., Díaz Ruiz, J.R. (1997). Pepper resistance breaking tobamoviruses: can they coexist in single pepper plants? *European Journal of Plant Pathology* 103: 235–243.

Plum pox virus (PPV) Virus de la sharka

Sinónimos: Viruela del ciruelo, Prunus virus 7.

Taxonomía Familia: Potyviridae; Género: Potyvirus.

Descripción: Partícula filamentosa y flexuosa de 764 x 20 nm, con una única molécula de ARN de cadena sencilla y de sentido positivo de 9,7 kb. Posee una proteína unida a su extremo 5' y una cola poly A en su extremo 3'. El ácido nucleico supone el 7% del virión.

Citopatología: Cuerpos de inclusión en forma de molinillos ("Pinwheels") pueden observarse en las células de las hojas de ciruelos y melocotoneros infectados por este virus.

Huéspedes: Especies frutales de hueso: albaricoquero, almendro, cerezo, ciruelo y melocotonero y distintos portainjertos y plantas ornamentales del género *Prunus*.

Sintomatología: Los síntomas de la enfermedad de la sharka dependen del aislado viral. Los aislados tipo D (Dideron) pueden afectar a todos los frutales de hueso, excepto al cerezo, pero son especialmente graves en las variedades más precoces de albaricoquero y ciruelo europeo. Los aislados tipo M (Marcus) inducen síntomas más agresivos en todos los frutales de hueso, excepto en cerezo, y son especialmente epidémicos en melocotonero. Los aislados tipo C (Cherry) pueden infectar al cerezo, aunque sin provocar graves síntomas. Nunca se han observado en España infecciones naturales en almendro ni en cerezo.

Los síntomas generales de la enfermedad pueden aparecer en pétalos de flores, causando decoloración en algunos cultivares de melocotonero. En las hojas aparecen anillos y manchas cloróticas, que suelen desaparecer con los primeros calores del verano. Los síntomas económicamente perjudiciales se presentan en los frutos, que además suelen caer prematuramente. Se producen anillos cloróticos y manchas deprimidas que suelen producir deformaciones graves, acompañadas de gomosis interna, que confiere mal sabor al fruto, haciéndolo inservible para la industria, incluso alcoholera. El endocarpio de los albaricoques con síntomas externos suele mostrar anillos cloróticos y manchas tipo "ojo de perdiz", características de la infección por este virus.

La enfermedad en España (únicamente se encuentran diseminados aislados tipo D) es grave en albaricoquero, donde causa importantes pérdidas. Los ciruelos japoneses la toleran agrónomicamente y es posible la rentabilidad del cultivo incluso con altos porcentajes de infección. A pesar de las extensas plantaciones de melocotonero que se sitúan en la proximidad de plantaciones de ciruelo japonés infectado, los melocotoneros no se infectan.

Transmisión: Se transmite por injerto, por pulgones de forma no persistente, estando citados *Myzus persicae*, *Brachycaudus cardui*, entre otros. Experimentalmente por inoculación mecánica.

Distribución geográfica: Endémico en la mayoría de los países de Europa. Presente en numerosas zonas productoras de la Cuenca del Mediterráneo y Oriente Medio, Chile y Argentina. En proceso de erradicación en América del Norte (Canadá y el estado de Pensilvania en EE.UU.). En España se encuentra en todas las zonas de importancia económica del cultivo de frutales de hueso, excepto en Aragón y Navarra.

Referencias:

- Avinent, L., Hermoso de Mendoza, A., Llácer, G. (1994). Transmission of plum pox potyvirus in Spain. *Bulletin OEPP/EPPO Bulletin* 24: 669–674.
- Cambra, M., Asensio, M., Gorris, M.T., Pérez, E., Camarasa, E., García, J.A., López–Moya, J.J., López–Abella, D., Vela, C., Sanz, A. (1994). Detection of plum pox potyvirus using monoclonal antibodies to structural and non structural proteins. *Bulletin OEPP/EPPO Bulletin* 24: 569–577.
- Cambra, M., García, J.J. (2000). Virus de la sharka o de la viruela del ciruelo (Plum pox, PPV). 27–29. En: Enfermedades de los frutales de pepita y hueso. Monografía de la Sociedad Española de Fitopatología nº 3. Ed. E. Montesinos, P. Melgarejo, M.A. Cambra, J. Pinochet. SEF/Mundi–Prensa. Madrid. 147 pp.
- Cambra, M., Gorris, M.T., Capote, N., Asensio, M., Martínez, M.C., Bertolini, E., Collado, C., Mataix, E., López, A. (2004). Epidemiology of Plum pox virus in Japanese plums in Spain. *Acta Horticulturae* 657: 195–200.
- Cambra, M.A., Crespo, J., Gorris, M.T., Martínez, M.C., Olmos, A., Capote, N., Cambra, M. (2004). Detection and eradication of *Plum pox virus* Marcus type in Aragón (Spain). *Acta Horticulturae* 657: 231–235.
- Candresse, T., Cambra, M., Dallot, S., Lanneau, M., Asensio, M., Gorris, M.T., Revers, F., Macquaire, G., Olmos, A., Boscia, D., Quiot, J.B., Dunez, J. (1998). Comparison of monoclonal antibodies and polymerase chain reaction assays for the typing of isolates belonging to the D and M serotypes of plum pox potyvirus. *Phytopathology* 88: 198–204.
- Gottwald, T.R., Avinent, L., Llácer, G., Hermoso de Mendoza, A., Cambra, M. (1995). Analysis of the spatial spread of sharka (plum pox virus) in apricot and peach orchards in eastern Spain. *Plant Disease* 79: 266–278.

- Llácer, G., Cambra, M., Laviña, A. (1985). Detection of Plum pox virus in Spain. Bulletin OEPP/EPPO Bulletin 15: 325–329.
- López Moya, J.J., Fernández–Fernández, M.R., Cambra, M., García, J.A. (2000). Biotechnological aspects of plum pox virus. Journal of Biotechnology 76: 121–136.
- OEPP/EPPO (2004). Diagnostic protocols for regulated pests. Plum pox potyvirus. Bulletin OEPP/EPPO Bulletin 34: 247–256.

Potato leaf roll virus (PLRV)

Virus del enrollado de la hoja de la patata

Sinónimos: Tomato yellow top virus; Potato phloem necrosis virus, Virus del acartonamiento de la patata.

Taxonomía: Familia: Luteoviridae; Género: Polerovirus (Miembro tipo).

Descripción: Partícula isométrica de aproximadamente 25 nm de diámetro, compuesta de una molécula de RNA de cadena sencilla y sentido positivo de 5,9 a 6 kb. El ácido nucleico supone el 30% del viri3n. Dos versiones de la proteína de la cápsida, una de ellas con una región “readthrough”, que es necesaria para la transmisión por el pulg3n.

Citopatología: El virus está restringido al floema, donde causa necrosis más o menos aparentes. Se puede revelar su presencia por tinción de callosa.

Huéspedes: Además de la patata infecta, principalmente, a especies de la familia de la Solanáceas, aunque también aparece citado en otras especies pertenecientes a otras familias como *Amaranthus* sp., *Celosia argentea*, *Gomphrena globosa*, etc. En tomate se le conoce como Tomato yellow top, aunque no ha sido descrito en España hasta este momento.

Sintomatología: En el año de la infección por pulg3n (síntoma primario), se produce una clorosis intervenal y enrollamiento hacia arriba de las hojas apicales. En variedades pigmentadas, el borde de la hoja se amorata. En algunas variedades norteamericanas, la necrosis del floema se aprecia a simple vista al cortar el ombligo del tubérculo (net necrosis). La planta nacida de tubérculo el año siguiente (síntoma secundario) presenta un porte erecto, menor de lo normal. Los síntomas foliares se manifiestan desde las primeras hojas con el típico enrollamiento, se vuelven coriáceas y producen un chasquido característico al ser dobladas. Se reduce el tamaño de los tubérculos y el rendimiento puede bajar hasta un 50%. En variedades andinas induce enanismo amarillo.

Transmisión: Se transmite por pulgones de forma persistente, estando citado *Myzus persicae* y *Macrosiphum euphorbiae* como los vectores más eficientes. Los tubérculos de siembra infectados constituyen la fuente primera de inóculo. Para el agricultor de consumo, el control consiste en utilizar patata de siembra certificada.

Distribución geográfica: Ampliamente distribuido en las zonas de cultivo de patata. Históricamente, ha sido el virus más importante del cultivo de la patata.

Referencias:

- Harrison, B.D. (1984). Potato leaf roll virus. CMI/AAB. Descriptions of Plant Viruses. N° 291.
- Legorburu, F. J. (2000). Virosis de la patata y patata de siembra. Cuadernos de Fitopatología 64: 57–63.
- Pérez de San Román, F. (1963). Vulnerabilidad de la patata al virus del enrollado. Anales del INIA 11: 89–156.
- Sardiña, J.R. (1945). Enfermedades de la patata. Publicación Estación Fitopatológica Agrícola de La Coruña 5: 111 pp.

Potato virus A (PVA) Virus A de la patata

Sinónimos: Marmor solana, Potato mild mosaic virus, Potato virus P, Solanum virus 3.

Taxonomía: Familia: Potyviridae; Género: Potyvirus.

Descripción: Partícula filamentosa y flexuosa de 730–750 nm de longitud con una única molécula de RNA monocatenario de sentido positivo de 9,58 kb y una única especie molecular de proteína de cápsida.

Huéspedes: En la naturaleza se presenta básicamente en patata. También ha sido citada en diferentes especies de otros géneros de Solanáceas como: *Nicandra*, *Lycium*, *Physalis*, *Hyoscyamus*, *Datura*, *Nicotiana*, *Petunia*... y en dos géneros de las leguminosas: *Trigonella* y *Melilotus*.

Sintomatología: Produce un mosaico de intensidad y rugosidad variable, normalmente pasajero. Se considera un virus leve. Las venas aparecen hundidas, la superficie foliar adquiere una textura áspera y los márgenes de las hojas se arrugan. La infección mixta con el virus X produce un síntoma más grave del mosaico rugoso (“crinkle”). Existen variedades con el gen de hipersensibilidad Na, que reaccionan dando necrosis apical. Es un virus poco frecuente que aparece de forma esporádica en lotes concretos de patata de siembra.

Transmisión: Se transmite por pulgones de forma no persistente, estando citado *Myzus persicae*, *Aphis frangulae* y *A. nasturtii* como los más eficientes. *Myzus persicae* puede también transmitir el Potato Aucuba mosaic virus en presencia del Potato virus A.

Distribución geográfica: Zonas de cultivo de la patata.

Referencias:

- Commonwealth Mycological Institute (CMI) (1971). Description of Potato virus A. CMI/AAB. Descriptions of Plant Viruses N° 54.
- Legorburu, F.J. (2000). Virosis de la patata y patata de siembra. Cuadernos de Fitopatología 64: 57–63.
- Smith, I.M., Dunez, J., Phillips, D.H., Lelliott, R.A., Archer, S.A. (1992). Manual de enfermedades de las plantas. Ediciones Mundi-Prensa, Madrid.

Potato virus M (PVM) Virus M de la patata

Sinónimos: Potato interveinal mosaic virus, Potato leaf rolling mosaic virus, Potato paracrinkle virus, Potato virus E, Solanum virus 7, Solanum virus 11.

Taxonomía: Familia: Flexiviridae; Género: Carlavirus.

Descripción: Partícula filamentosa y flexuosa de 650 x 12 nm. Estructura helicoidal con una sola molécula de RNA monocatenario de sentido positivo y una única especie molecular de proteína de cápsida.

Citopatología: Se han podido observar la presencia de Cuerpos-X en el interior de las células de plantas de tomate y patata infectadas por este virus, pero no se han visto inclusiones cristalinas.

Huéspedes: En la naturaleza se presenta, básicamente, en patata. Es un virus poco frecuente, que aparece en algunas variedades locales (Bufé, Papa Negra...).

Sintomatología: Si bien se describieron algunas cepas severas en los años cincuenta (paracrinkle), es prácticamente asintomático. Se considera un virus leve.

Transmisión: Se transmite por pulgones de forma no persistente, estando citados *Myzus persicae* y menos eficientemente por *Aphis frangulae*, *A. nasturtii* y *Macrosiphum euphorbiae*. También se transmite por contacto entre plantas.

Distribución geográfica: Ampliamente distribuido en las zonas de cultivo de la patata. Rara vez se ha encontrado en España.

Referencias:

– Stevenson, W. R., Loria, R., Franc, G. D., Weingartner, D. P. (2001). Compendium of Potato Diseases, 2nd edition, APS Press, St Paul, Minnesota, USA.

Potato virus S (PVS) Virus S de la patata

Taxonomía: Familia: Flexiviridae; Género: Carlavirus.

Descripción: Partícula filamentosa y flexuosa de 650 x 12 nm. Estructura helicoidal con una sola molécula de ARN monocatenario de sentido positivo y una única especie molecular de proteína de cápsida.

Huéspedes: En la naturaleza se presenta únicamente en patata.

Sintomatología: Es prácticamente asintomático. Se considera un virus leve, que produce pérdidas de cosecha del orden del 5–10%.

Es el virus más frecuente en patata. El material prebásico se recontamina rápidamente en el campo. Cuando se describió en los años cincuenta, se vio que muchas variedades lo llevaban crónico, especialmente en Norteamérica. Es particularmente refractario a la termoterapia y al cultivo de meristemos.

Variabilidad intraespecífica: No hay variedad significativa entre los aislados europeos.

Transmisión: Se transmite por pulgones de forma no persistente, estando citado como vector *Myzus persicae*. También se transmite por contacto entre plantas.

Distribución geográfica: Ampliamente distribuido en las zonas de cultivo de la patata.

Referencias:

- García Orad, A., Pérez de San Román, F. (1971) Terapéutica de los virus X y S de la patata. Anales del INIA. Serie Protección Vegetal 1: 81–114.
- Legorburu, F. J. (2000). Virosis de la patata y patata de siembra. Cuadernos de Fitopatología 64: 57–63.

Potato virus X (PVX)

Virus X de la patata

Sinónimos: Potato mild mosaic virus, Potato mottle virus, Solanum virus 1, Potato latent virus.

Taxonomía: Familia: Flexiviridae; Género: Potexvirus (Miembro tipo).

Descripción: Partícula filamentosa y flexuosa de 515 nm de longitud y 13 nm de diámetro. Estructura helicoidal con un sola molécula de RNA monocatenario de sentido positivo de 6,4 kb. El ácido nucleico supone el 6% del virión. Una única especie molecular de proteína de cápsida, de peso molecular 30000.

Citopatología: Puede presentar paquetes de partículas densamente agregados o viroplasmos, generalmente estos últimos situados en zonas cercanas al núcleo.

Huéspedes: Patata, tabaco, tomate, pimiento, berenjena.

Sintomatología: En patata puede producir un mosaico internervial muy suave o ser asintomático. En ocasiones causa deformaciones, manchas cloróticas y enanismo. En general se considera un virus leve, que produce pérdidas de cosecha del orden del 5 al 10%. La infección conjunta con el Virus A produce un síntoma más grave de mosaico rugoso (crinkle). En tabaco y tomate produce también moteado necrótico, pudiendo causar en infecciones graves manchas y anillos necróticos.

Variabilidad intraespecífica: Entre los aislados de patata, se definen cuatro cepas (PVX¹, PVX², PVX³ y PVX⁴), según su comportamiento con los genes de hipersensibilidad N_X y N_B, si bien esto tiene poca repercusión práctica. Existe un gen de inmunidad que protege de todos los aislados europeos.

Transmisión: Se transmite mecánicamente y por contacto entre plantas debido a su alta concentración en los tejidos vegetales.

Distribución geográfica: Ampliamente distribuido en las zonas de cultivo de la patata.

Referencias:

– Benlloch, M. (1949). Observaciones fitopatológicas en 1948. Boletín Patología Vegetal y Entomología Agrícola 16: 203–242.

- García Orad, A., Pérez de San Román, F. (1971). Terapéutica de los virus X y S de la patata. Anales del INIA. Serie Protección Vegetal 1: 81–114.
- Legorburu, F. J. (2000). Virosis de la patata y patata de siembra. Cuadernos de Fitopatología 64: 57–63.
- Sardiña, J.R. (1945). Enfermedades de la patata. Publicación Estación Fitopatológica Agrícola de La Coruña 5: 111 pp.

Potato virus Y (PVY) Virus Y de la patata

Sinónimos: Tobacco vein-banding virus, Tobacco veinal necrosis virus (cepa PVY^N), Solanum virus 2.

Taxonomía: Familia: Potyviridae; Género: Potyvirus (Miembro tipo).

Descripción: Partícula filamentosa y flexuosa de 730 x 11 nm, con una única molécula de RNA de cadena sencilla y de sentido positivo de 10,4 kb y una única especie molecular de proteína de cápsida de peso molecular 34.000.

Citopatología: Inclusiones citoplasmáticas en forma de molinillos (“Pinwheels”).

Huéspedes: Presenta una amplia lista de huéspedes, en su mayor parte pertenecientes a la familia de las Solanáceas (patata, pimiento, tabaco, tomate).

Sintomatología: Existen varias cepas y la sintomatología depende de dichas cepas y del tipo de huésped.

En **patata**, los síntomas son particularmente complejos. Con la cepa PVY^N, para la que no existen genes de hipersensibilidad en las variedades cultivadas, la transmisión por pulgón (síntoma primario) produce necrosis de las venas visibles en el envés de las hojas ya formadas, que evoluciona a un mosaico rugoso en las hojas nuevas. La planta procedente del tubérculo infectado (síntoma secundario) presenta un porte menor del normal, con mosaico rugoso y acortamiento del ciclo vegetativo. La gravedad del mosaico rugoso es variable, presentando sólo rugosidad con temperaturas altas. Puede ser prácticamente asintomático en variedades tolerantes (Baraka). Se producen pérdidas de cosecha del orden del 35–50%. Estos aislados han desplazado a la cepa PVY⁰ en la última década del siglo XX y son ahora mayoritarias en campos de patata. Muchas variedades de gran cultivo (Kennebec, Désirée, etc.) poseen el gen N_{ytbr}, que confiere hipersensibilidad a la cepa PVY⁰. En este caso, la necrosis de las venas en infección primaria evoluciona a un fuerte mosaico rugoso con manchas necróticas en las hojas nuevas. Aparecen estrías necróticas a lo largo del tallo y las hojas bajas y medias se marchitan y caen, quedando sólo un penacho en el ápice (“palmeado”) y la planta muere prematuramente. En infección secundaria presenta mosaico necrótico y estriado desde la nascencia, muriendo la planta en pocas semanas. Los aislados PVY^{NTN} son los únicos que producen síntomas en tubérculo, que comienzan como áreas arqueadas centradas alrededor de los ojos, que acaban hundiéndose y acorchándose superficialmente. La intensidad de los síntomas depende de la combinación aislado/variedad, siendo algunas variedades especialmente sensibles (Hermes, Incola, etc.). Existen en patata otras cepas y recombinantes minoritarios, tal como PVY^Z, PVY^C, PVY^{NW}. Las cepas PVY^C causan,

como síntomas primarios y secundarios, moteado, arrugado y bandeado necrótico de las venas. También puede aparecer necrosis en los tubérculos.

En **tabaco** el virus reacciona de manera opuesta a la patata, las cepas PVY^N causan aclaramiento de venas y que evoluciona a necrosis de las mismas, mientras que las cepas PVY⁰ evolucionan a un moteado clorótico.

En **pimiento** causa mosaico con moteado y arrugado de las hojas apicales, bandeado de nervios. Detención del desarrollo, necrosis de los nervios, caída de hojas y deformaciones en los frutos.

En **tomate**, necrosis internerviales y necrosis de nervios, más evidentes por el envés, con la cepa PVY⁰, sin síntomas en fruto. Con la cepa PVY^N, manchas blanquecinas en fruto, siendo más visibles en fruto verde que en maduro.

Variabilidad intraespecífica: Como se ha expuesto anteriormente, los aislados obtenidos de cada cultivo se clasifican en cepas según la reacción de ellos frente a los genes de resistencia de éste. La cepa PVY⁰ de patata es capaz de infectar a pimiento, pero no la PVY^N. Los aislados de pimiento no son capaces de infectar a patata. Blanco–Urgoiti *et al.* (1996) proponen una clasificación independiente del huésped, basada en la secuencia de la proteína de la cápsida.

Transmisión: Se transmite por pulgones de forma no persistente por algunas especies de áfidos, estando citado *Myzus persicae* como el vector más eficiente, además también se citan como vectores *M. ornatos*, *Macrosiphum euphorbiae*, *Aulacorthum circumflexum*, *A. nasturtii* y *A. gossypii*.

Distribución geográfica: Ampliamente distribuido en las zonas de cultivo de patata, pimiento, tomate y tabaco. Constituye el principal factor limitante de la producción de patata.

Referencias:

- Abad, P., Jordá, C. (2000). Characterization of Potato virus Y isolates from tomato crops in the Canary Islands (Spain). OEPP/EPPO Bulletin 30 (2).
- Avilla, C., Collar, J.L., Duque, M., Hernaiz, P., Martín, B., Fereres, A. (1996). Cultivos barrera como método de control de virus no persistentes en pimiento. Boletín de Sanidad Vegetal, Plagas 22: 301–307.
- Avilla, C., Collar, J.L., Duque, M., Pérez, P., Fereres, A. (1997). Impact of floating row-covers on bell pepper yield and virus incidence. Hort Science 32: 882–883.
- Blanco Urgoiti, B., Sánchez, F., Dopazo, J., Ponz, F. (1996). A strain–type clustering of potato virus Y based on the genetic distance between isolates calculated by RFLP analysis of the amplified coat protein gene. Archives of Virology 14: 2425–2442.

- Espino, A.I., Méndez, P., Jorda, C. (1997). New hosts of potato virus Y (PVY). *Plant Disease* 89: 1096.
- Fereres, A., Avilla, C., Collar, J.L., Duque, M., Fernández Quintanilla, C. (1996). Impact of various yield-reducing agents on open-field sweet peppers. *Environmental Entomology* 25: 983–986.
- Fereres, A., Pérez, P., Gemeno, C., Ponz, F. (1993). Transmission of Spanish pepper- and potato-PVY isolates by aphid (Homoptera: Aphididae) vectors: epidemiological implications. *Environmental Entomology* 22: 1260–1265.
- Legorburu, F.J., (2000). Virosis de la patata y patata de siembra. *Cuadernos de Fitopatología* 64: 57–63.
- Pérez, P., Collar, J.L., Avilla, C., Duque, M., Fereres, A. (1995). Estimation of vector propensity of potato virus Y in open-field pepper crops of central Spain. *Journal of Economical Entomology* 88: 986–991.
- Pérez, P., Gimeno, C., Verdugo, M., Soto, M.S., Ponz, F., Ferreres, A. (1992). Dinámica de poblaciones de vectores y transmisión del virus Y de la patata en los cultivos de pimiento. *Boletín de Sanidad Vegetal, Plagas* 18: 225–235.
- Sardiña, J.R. (1945). Enfermedades de la patata. *Publicación Estación Fitopatológica Agrícola de La Coruña* 5: 111 pp.
- Soto, M.J., Luis-Arteaga, M., Fereres, A., Ponz, F. (1994). Limited degree of serological variability in pepper strains of potato virus Y as revealed by analysis with monoclonal antibodies. *Annals of Applied Biology* 124: 37–43.

Prune dwarf virus (PDV)

Virus del enanismo del ciruelo

Sinónimos: Cherry chlorotic ringspot virus, cherry ring mosaic, cherry ring mottle, cherry yellow mosaic, peach stunt virus, sour cherry yellows virus.

Taxonomía: Familia: Bromoviridae; Género: Ilarvirus.

Descripción: Partícula isométrica baciliforme de 20, 23, 19 x 33 y 19 x 38 nm con un genoma tripartido de ARN monocatenario de sentido positivo y un cuarto ARN subgenómico. El ácido nucleico supone el 14% del virus.

Citopatología: Los viriones se encuentran en el citoplasma de las células infectadas en cualquier tejido de la planta hospedante.

Huéspedes: Aunque puede infectar a la mayoría de *Prunus* spp., sus principales huéspedes son el almendro, cerezo (dulce y guindo), ciruelo y melocotonero.

Sintomatología: Durante la primavera causa manchas cloróticas, moteado difuso y anillos en las hojas casi totalmente expandidas. Al avanzar la estación dejan de desarrollarse estos síntomas, incluso pueden desaparecer los años siguientes. En algunos cultivares se da un acortamiento de los entrenudos, deformación del limbo foliar y caída de yemas de madera y flor. También causa, sobre todo en guindo, amarilleo y caída de hojas después de la caída de pétalos, quedando pocos frutos en el árbol, pero de gran calidad.

Transmisión: Se transmite por polen, injerto y semilla. Experimentalmente por transmisión mecánica

Distribución geográfica: Mundial.

Referencias:

- Barea, A., Sanz, T. (1995). Virus control in standard mother fruit trees scion varieties grown in the nurseries. *Acta Horticulturae* 386: 195–200.
- Llácer, G. (1978). Las virosis y micoplasmosis de los árboles frutales. INIA. Madrid.
- Llácer, G., Cambra, M., Laviña, A., Aramburu, J. (1986). Viruses infecting stone fruit trees in Spain. *Acta Horticulturae* 193: 95–99.
- Pallás, V., Cambra, M. (2000). Ilarvirus en frutales de hueso y de pepita (PNRSV, PDV, ApMV). 25–27. En: Enfermedades de los frutales de pepita y hueso. Monografía de la Sociedad Española de Fitopatología nº 3. Ed. E. Montesinos, P. Melgarejo, M.A. Cambra, J. Pinochet. SEF/Mundi–Prensa. Madrid. 147pp.

Prunus necrotic ringspot virus (PNRSV)

Virus de los anillos necróticos de los Prunus

Sinónimos: Almond calico, apricot necrotic ringspot, cherry dusty yellows, cherry tatter leaf, European plum line pattern virus, hop B virus, hop C virus, peach ringspot, plum line pattern virus, prunus ringspot virus, red currant necrotic ringspot virus, rose chlorotic mottle virus, rose line pattern virus, rose vein banding virus, rose yellow vein mosaic virus, sour cherry necrotic ringspot virus.

Taxonomía: Familia: Bromoviridae; Género: Ilarvirus.

Descripción: Partícula isométrica de unos 23, 25 y 27 nm de diámetro de genoma tri-partido de ARN monocatenario de sentido positivo de 3,66; 2,51 y 1,89 kb correspondientes a ARN 1, ARN 2 y ARN 3 respectivamente. El ácido nucleico supone el 16% del virus.

Huéspedes: *Prunus* spp., especialmente los frutales de hueso (albaricoquero, almendro, cerezo, ciruelo y melocotonero), rosal y lúpulo.

Sintomatología: Los síntomas son muy variables en función de los cultivares, aislados y condiciones climáticas. Suelen consistir en arabescos blanquecinos sobre los pétalos de flores de melocotonero. En hojas: necrosis y manchas perforantes del limbo, mosaicos, dibujos cloróticos anulares o en arabescos, decoloración tipo “calico”, deformaciones foliares y disminución del crecimiento. La necrosis puede afectar a hojas, brotes, ramas y tronco. Las deformaciones foliares varían entre curvaturas, distorsión, rugosidad y presencia de excrecencias en el envés del limbo. Causa fallos de floración por caída de yemas.

Transmisión: Se transmite por injerto, por semilla, por polen y experimentalmente por inoculación mecánica.

Distribución geográfica: Mundial; en España se ha citado en todos los frutales de hueso y en rosal.

Referencias:

- Aparicio, F., Myrta, A., Di Terlizzi, B., Pallás, V. (1999). Molecular variability among isolates of *Prunus necrotic ringspot* from different *Prunus* spp. *Phytopathology* 89, 991–999.
- Aparicio, F., Sánchez–Pina, M.A., Sánchez–Navarro, J.A., Pallás, V. (1999). Location of *Prunus necrotic ringspot* Ilarvirus within pollen grains of infected nectarine trees:

evidence from RT-PCR, dot-blot and *in situ* hybridization. *European Journal of Plant Pathology* 105: 623–627.

- Juárez, J., Arregui, J.M., Camarasa, E., Cambra, M., Llácer, G., Ortega, C., Ortega, V., Navarro, L. (1989). Recovery of virus-free peach trees from selected clones by shoot-tip grafting *in vitro*. *Acta Horticulturae* 235: 77–83.
- Llácer, G. (1978). Las virosis y micoplasmosis de los árboles frutales. INIA. Madrid.
- Llácer, G., Cambra, M., Laviña, A., Aramburu, J. (1986). Viruses infecting stone fruit trees in Spain. *Acta Horticulturae* 193: 95–99.
- Pallás, V., Cambra, M. (2000). Ilarvirus en frutales de hueso y de pepita (PNRSV, PDV, ApMV). 25–27. En: Enfermedades de los frutales de pepita y hueso. Monografía de la Sociedad Española de Fitopatología nº 3. Ed. E. Montesinos, P. Melgarejo, M.A. Cambra, J. Pinochet. SEF/Mundi-Prensa. Madrid. 147 pp.
- Peña-Iglesias, A., Ayuso-González, P. (1975). Preliminary identification of the viruses producing Spanish apricot pseudopox (viruela) and apricot mosaic diseases. *Acta Horticulturae* 44: 255–265.

Red clover vein mosaic virus (RCVMV)

Virus del mosaico de las venas del trébol rojo

Sinónimos: Pea stunt virus, vein mosaic of red clover.

Taxonomía: Familia: Flexiviridae; Género: Carlavirus.

Descripción: Los viriones son filamentos ligeramente flexuosos de alrededor de 645 nm de longitud y 12 nm de diámetro, que contienen una única molécula de RNA monocatenario de sentido positivo de 7,5 kb. El ácido nucleico supone el 6 % del virión.

Citopatología: Presenta inclusiones cristalinas y amorfas en guisante y trébol rojo.

Huéspedes: Trébol, guisante.

Sintomatología: Causa clorosis de venas, mosaico estriado en hojas y, en ocasiones, enanismo de la planta. En guisante llega a producir la muerte de las plántulas en fases iniciales de su desarrollo.

Transmisión: Se transmite por inoculación mecánica, por pulgones de forma no persistente por diferentes especies, como *Acyrtosiphon pisum*, *Myzus persicae*, *Therioaphis maculatus* y *Cavariella aegopodii* y por semilla.

Distribución geográfica: Norteamérica, Sudáfrica, Europa.

Referencias:

- Rubio–Huertos, M., Bos, L. (1973). Light and electron microscopy of red clover vein mosaic virus in pea (*Pisum sativum*). Netherlands Journal of Plant Pathology 79: 94–103.

Rough lemon bud union crease disease

Enfermedad de la mala unión con el limonero rugoso

Taxonomía: Supuesta etiología viral.

Huéspedes: Sólo se ha observado síntomas en naranjos dulces propagados sobre patrón limonero rugoso, pero otras especies pueden sufrir infecciones asintomáticas.

Sintomatología: El síntoma característico es la presencia de una hendidura en la madera en la línea de unión patrón-injerto, que se corresponde con una cresta en la cara cambial de la corteza. En el fondo de la hendidura a veces se producen indentaciones con pequeños depósitos de goma. En estadios avanzados de la enfermedad, todo el fondo de la hendidura presenta un color pardo, y en la superficie exterior del tronco se observa una discontinuidad en forma de collar, ligeramente hinchada y de aspecto suberoso, en la que se va produciendo una extrusión de tejidos de la corteza.

Transmisión: Por yemas infectadas.

Distribución geográfica: Esta enfermedad ha sido observada en Australia, Brasil, Egipto, España, Florida, India, Sudáfrica y Sudán.

Referencias:

- Bové, J.M. (1995). Virus and virus-like diseases in the Near East region. Rome: FAO.
- Guerri, J. (2000). Desórdenes de la unión patrón/injerto. En: Enfermedades de los cítricos, Duran-Vila, N., Moreno, P.(eds.). Ediciones Mundi-Prensa. Madrid, p.67.
- Navarro, L., Pina, J.A., Juárez, J., Ballester-Olmos, J.F. (1993). Elimination of a bud union abnormality of sweet orange grafted on rough lemon by shoot-tip grafting *in vitro*. En: Proc. 12th Conf. International Organization of Citrus Virologists. Moreno, P., da Graça, J.V., Timmer, L.W. (eds.). IOCV, Riverside, CA. pp. 375–378.
- Roistacher, C.N. (1991). Graft-transmissible diseases of citrus. Handbook for detection and diagnosis. Rome: FAO.

Southern bean mosaic virus (SBMV)

Virus del mosaico del sur de la judía

Sinónimos: Bean mosaic virus 4, Southern bean mosaic virus 1, Bean virus 4.

Taxonomía: Género: Sobemovirus.

Descripción: Partículas isométricas de aproximadamente 30 nm de diámetro, que contienen una molécula de RNA de cadena sencilla de 4 Kb.

Citopatología: Las partículas virales se encuentran en el citoplasma y núcleo de las células infectadas.

Huéspedes: Son susceptibles las leguminosas.

Sintomatología: Causa mosaico y moteado en judía, chícharo y soja. En judía, además de los síntomas de mosaico, puede desarrollar fruncido de hojas, necrosis de venas, defoliación y síntomas marcados en las vainas (áreas manchadas verde oscuro, de aspecto húmedo).

Transmisión: El virus se transmite por semilla y por polen. Se transmite asimismo por coleópteros foliares, estando citados *Cerotoma trifurcata*, *Epilachna varivestis* y *Ootheca mutabilis*, dependiendo de la cepa del virus.

Distribución geográfica: En regiones templadas y tropicales de América, África, Francia y en España.

Referencias:

- Segundo, E., Gil-Salas, F.M., Jansen, D., Martín, G., Cuadrado, I.M. and Remah, A. (2004). First report of Southern bean mosaic *virus* infecting french bean in Morocco. *Plant Disease* 88: 1162.
- Verhoeven, J.Th.J., Roenhorst, J.W., Lesemann, D.E., Segundo, E., Velasco, I., Ruiz, L., Jansen, D., Cuadrado, I.M. (2003). Southern bean mosaic virus the causal agent of a new disease of *Phaseolus vulgaris* in Spain. *European Journal of Plant Pathology* 109: 935–941.
- Wu, S.X., Renhart, C.A., Kaesberg, P. (1987). Sequence and organization of Southern bean mosaic virus genomic RNA. *Virology* 161: 73–80.

Squash mosaic virus (SqMV)

Virus del mosaico de la calabaza

Sinónimos: Cucurbit ring mosaic virus, Muskmelon mosaic virus.

Taxonomía: Familia: Comoviridae; Género: Comovirus.

Descripción: Partículas isométricas de silueta angular que sedimentan a 50S (T), 86S (M) y 120S (B). Los tres componentes tienen un diámetro de 30 nm, conteniendo dos de ellas moléculas de RNA monocatenario de sentido positivo. Las T no contienen RNA, las M una molécula de RNA de 4,5 kb y las B una molécula de RNA de 6,9 kb. El ácido nucleico supone el 35% del virión.

Huéspedes: Calabacín, melón, sandía.

Sintomatología: Produce bandeado de venas, mosaico, manchas cloróticas más o menos intensas, deformación y filimorfismo en hojas de forma grave. Sobre los frutos ocasiona protuberancias que impiden su comercialización, mosaico fuerte y deformación, sobre todo en el calabacín, reducción del desarrollo. El tipo de síntomas y su intensidad dependen de la cepa del virus, del huésped y de las condiciones del medio.

Transmisión: Se transmite principalmente por semilla y posteriormente por vía mecánica. Está citada su transmisión por miembros de la familia Crysomelidae, los cuales retienen su capacidad para propagar el virus durante días o semanas, estando citados *Diabrotica undecimpunctata howardi* Barber y *Acalymma trivittatum* Manherheim. De momento no tenemos constancia de su presencia en España.

Distribución geográfica: Mundial; en España se ha citado en Andalucía y a lo largo de la costa Mediterránea.

Referencias:

- Campbell, R.N. (1971). Squash mosaic virus. CMI/AAB. Descriptions of Plant Viruses N° 43.
- Díaz, M.V., Serra, M.T., Diaz, J.R. (1989). Determinación del serotipo de dos aislados españoles del virus del mosaico de la calabaza (SqMV). V Congreso SEF. Badajoz, 17–20 Octubre. P.p. 11.
- Luis–Arteaga, M. (1994). Virus del mosaico de la calabaza. Squash Mosaic Virus.

SqMV. En (Díaz Ruiz, J.R.; García Jiménez, J.) Enfermedades de las Cucurbitáceas en España. Monografías de la SEF 1: 87.

- Luis-Arteaga, M., Alvarez, J.M., Alonso-Prados, J.L., Bernal, J.J., García-Arenal, F., Laviña, A., Batlle, A., Moriones, E. (1998). Occurrence, distribution and relative incidence of mosaic viruses infecting field-grown melon in Spain. *Plant Disease* 82: 979-982.

Strawberry latent ringspot virus (SLRSV) Virus latente de las manchas anulares de la fresa

Sinónimos: Aesculos line pattern virus, rhubarb virus 5, court-noué du pêcher, rosetta del pesco.

Taxonomía: Familia: Comoviridae; Género: Nepovirus (miembro posible).

Descripción: Partículas isométricas de 30 nm de diámetro y perfil angular, que sedimentan a 126–134 S (B) y a 50–58 S. Su genoma consta de dos ARN monocatenarios y de sentido positivo.

Citopatología: Los viriones se encuentran en el citoplasma de células infectadas del mesófilo y epidermis, en inclusiones membranosas y túbulos.

Huéspedes: Tiene una amplia gama de plantas huéspedes, tanto espontáneas como cultivadas. Entre estas últimas, se ha citado en fresa, frambueso, espárrago, cerezo, ciruelo, melocotonero, rosál, viña y olivo.

Sintomatología: En fresa y frambueso, moteado y decaimiento según el cultivar afectado. En melocotonero, hojas pequeñas, enrolladas, cloróticas y acortamiento de entrenudos. Puede presentarse en los huéspedes en infecciones mixtas, alcanzando mayor importancia.

Transmisión: Por nematodos vectores, estando citadas dos especies: *Xiphinema diversicaudatum* y *X. coxi*. Por injerto, polen, semilla y experimentalmente por inoculación mecánica

Distribución geográfica: Norteamérica, Europa y Nueva Zelanda.

Referencias:

- Bertolini, E., Fadda, Z., García, F., Celada, B., Olmos, A., Gorris, M.T., Del Rio, C., Caballero, J., Durán-Vila, N., Cambra, M. (1998). Virosis del olivo detectadas en España. Nuevos métodos de diagnóstico. *Phytoma* 102: 191–193.
- Bertolini, E., Olmos, A., López, M.M., Cambra, M. (2003). Multiplex nested reverse transcription–polymerase chain reaction in a single tube for simultaneous detection of four RNA viruses and *Pseudomonas savastanoi* pv *savastanoi* in olive trees. *Phytopathology* 93: 286–292.
- Desvignes, J.C. (1999). Virus diseases of fruit trees. CTIFL. París. (ISBN: 2–87911–122–6). 202 pp.

Sugarcane mosaic virus (SCMV) Virus del mosaico de la caña de azúcar

Sinónimos: Abaca mosaic virus; con anterioridad a 1989 también se denominaba cepa B del Virus del mosaico enanizante del maíz (Maize dwarf mosaic virus-B).

Taxonomía: Familia: Potyviridae; Género: Potyvirus.

Descripción: Partícula filamentosa y flexuosa de 750 nm de longitud y 13 nm de diámetro. El genoma es una molécula lineal de RNA de cadena sencilla y de sentido positivo de 9.5 kb.

Citopatología: Los viriones se encuentran principalmente en el citoplasma y aparato de Golgi de las células del mesófilo de las hojas infectadas. Se pueden encontrar inclusiones del tipo “pinwheel” que no contienen viriones, y que en secciones transversales aparecen como ovillos, rollos, tubos y agregados laminares.

Huéspedes: Los hospedantes naturales se restringen a maíz, sorgo y caña de azúcar, aunque algunas cepas no infectan a caña de azúcar, como es el caso de las cepas españolas obtenidas de maíz. Mediante transmisión mecánica se ha determinado la susceptibilidad de varias especies de gramíneas.

Sintomatología: Los síntomas son mosaico y, en algunos cultivares, lesiones necróticas.

Transmisión: Se transmite por inoculación mecánica y por numerosas especies de pulgones de forma no persistente. Los aislados españoles se transmiten, en orden de mayor a menor eficiencia, por *Schizaphis graminum*, *Sitobion avenae* (Fabricius), *Metopolophium dirhodum* (Walker), *Rhopalosiphum padi* (L.), *R. maidis* (Fitch). No se ha detectado la transmisión de este virus por semilla ni en caña de azúcar ni en sorgo. En cambio, en maíz sí se ha citado la transmisión por semilla en muy baja proporción de dos cepas, una del continente americano, y otra del oeste de Europa.

Distribución geográfica: Está distribuido mundialmente. En España solamente se ha detectado en Cataluña y en la Comunidad de Madrid con incidencias inferiores al 0.3%.

Referencias:

- Achón, M.A., Sobrepere, M., Minguell., R. (2003). Molecular and Biological properties of A Sugarcane mosaic Potyvirus Isolates from Spain. *Z. PflKrankh. Pfl. Shurz.* 110: 324–331.
- Achón, M.A. (1999). Incidence of maize dwarf mosaic and sugarcane mosaic viruses in Northeast of Spain. *Z. PflKrankh. Pfl. Shurz.* 106: 539–544.

- Achón, M.A., Sobrepere, M. (2001). Incidence of Potyviruses in commercial Maize fields and their seasonal cycles in Spain. *Z. PflKrankh. Pfl. Shurz.* 108: 399–406.
- Hohmann, F., Fuchs, E., Gruntzig, U., Oertel, U. (1999). A contribution to the ecology of sugarcane mosaic potyvirus (SCMV) and maize dwarf mosaic potyvirus (MDMV). *Z. PflKrankh. Pfl. Shurz.* 106: 314–324.
- Olalla Mercade, L., Mira Belda, A., Jurado Grana, F., Gómez Herrera, E. (1984). Introducción al estudio de la enfermedad del raquitismo de las socas de caña de azúcar en zonas peninsulares de España. *Comunicaciones INIA, Protección Vegetal* 21: 23 pp.
- Olalla Mercade, L., Mira Belda, A., Jurado Grana, F., Gómez Herrera, E. (1984). Estudios de campo en el virus de la caña de azúcar (1982). *Comunicaciones INIA, Protección vegetal* 20: 13 pp.
- Sánchez, F., Romero, J., Ponz, F. (1993). Diversidad de potyvirus de maíz en distintas regiones españolas. *Investigación Agraria, Producción y Protección Vegetales* 8: 173–256.
- Teakle, D.S., Shukla, D.D., Ford R.E. (1989). Sugarcane mosaic virus. *CMI/AAB. Descriptions of plant viruses* No. 342.

Sweet potato chlorotic stunt virus (SPCSV) Virus del enanismo clorótico de la batata

Taxonomía: Familia: Closteroviridae; Género: Crinivirus.

Descripción: Partícula flexuosa de 850–950 nm de longitud, compuesto de ARN (ss) con genoma bipartito.

Citopatología: Limitado al floema.

Huéspedes: La lista de plantas huéspedes se limita a especies del género *Ipomoea*, aunque *Nicotiana* spp., *Amaranthus palmeri* y lisianthus (*Eustoma grandiflorum*) se han descrito como susceptibles.

Sintomatología: Causa síntomas muy suaves, como moteados cloróticos foliares y una ligera disminución del tamaño de la planta, que se confunden con deficiencias nutricionales.

En infecciones mixtas con el potyvirus Sweet potato feathery mottle virus, causa el síndrome conocido como “enfermedad viral de la batata” (sweet potato virus disease, SPVD). Esta enfermedad se caracteriza por clorosis, hojas de pequeño tamaño y deformadas y reducción muy importante en el tamaño de la planta. La producción puede llegar a reducirse hasta en un 98%.

Transmisión: Mosca blanca; *Trialeurodes abutilonea* (Haldeman); *Bemisia tabaci* (Genadius). Biotipos B (= *B. argentifolii*) y Q.

Relación con otros virus: No presenta una relación estrecha con las especies de crinivirus que infectan otros cultivos.

Puede dividirse serológicamente en dos serotipos, que también se diferencian genéticamente.

Distribución geográfica: En España ha sido citdo en Málaga, Tenerife y Lanzarote.

Referencias:

- Karyeija, R.F., Kreuze, J.F., Gibson, R.W., Valkonen, J.P.T. (2000). Synergistic interactions of a potyvirus and a phloem-limited crinivirus in sweet potato plants. *Virology* 269: 26–36.
- Kreuze, J., Savenkov, E.I., Valkonen, J.P.T. (2002). Complete genome sequence and analyses of the subgenomic RNAs of Sweet potato chlorotic stunt virus reveal several new features for the genus Crinivirus. *Journal of Virology* 76: 9260–9270.

- Sim, J., Valverde, R.A., Clark, C.A. (2000). Whitefly transmission of *Sweet potato chlorotic stunt virus*. *Plant Disease* 84: 1250.
- Valverde, R.A., Lozano, G., Navas–Castillo, J., Ramos, A., Valdés, F. (2004). First report of Sweet potato chlorotic stunt virus and Sweet potato feathery mottle virus infecting sweet potato in Spain. *Plant Disease* 88: 428.

Sweet potato feathery mottle virus (SPFMV)

Virus del moteado suave (ligero, plumoso) de la batata

Sinónimos: Sweet potato chlorotic leaf spot virus, Sweet potato internal cork virus, Sweet potato russet crack virus, Sweet potato virus A.

Taxonomía: Familia: Potyviridae; Género: Potyvirus.

Descripción: Partículas flexuosas de aproximadamente unos 850 nm de longitud.

Citopatología: Inclusiones cilíndricas en forma de ruedas ("pinwheels") y de tubos ("scrolls") pueden observarse en el citoplasma de células de la epidermis, mesófilo y de los vasos de *Ipomea nil* e *Ipomea setosa* infectadas por injerto con alguna de las razas de este virus.

Huéspedes: Convolvuláceas. La primera cita fue en *Ipomea batatas*.

Sintomatología: Aclareamiento de venas, manchas cloróticas en hojas, pudiendo llegar a desaparecer. En boniato, dependiendo de la variedad, puede observarse reducción de la superficie foliar, mosaico, abullonado, amarilleo de hojas y nervios, arpeollado, deformaciones de las hojas, como acucharado y apuntamiento, pudiendo llegar a filiformismo. Secado y caída de las hojas. En general, falta de desarrollo y de producción. Algunos aislados pueden causar lesiones necróticas en el exterior de las raíces ("russet crack"). Los tubérculos de plantas afectadas tienen mala conservación en el almacenaje.

Transmisión: Transmisión por áfidos de tipo no persistente, estando citados como transmisores más eficientes *Aphis gossypii* y *Myzus persicae*.

Distribución geográfica: Mundial. Estados Unidos, China, Zimbabwe, Uganda, Venezuela, Argentina, Tanzania, Japón, Corea, Nigeria, Australia, España.

Referencias:

- Brunt, A.A., Crabtree, K., Dallwitz, M.J., Gibbs, A.J., Watson, L., Zurcher, E.J. (Eds.) (1999). Sweet potato feathery mottle virus. Plant Viruses Online: Descriptions and Lists from the VIDE Database. <http://biology.anu.edu.au>
- Chavi, F., Robertson, A.I., Verduin, B.J.M. (1997). Survey and characterization of viruses in Sweet potato from Zimbabwe. Plant Disease 81: 1115–1122.
- Moyer, J.W., Salazar, L.F. (1989). Viruses and virus-like diseases of sweet potato. Plant Disease 73: 451–455.

- Olivero, C.A., Trujillo, G., Colina, R. (1989). El virus del moteado plumoso de la batata (Sweet potato feathery mottle virus) en Venezuela. *Rev. Fac. Agron. (Maracay)* 15, 107–118.
- Serra Aracil, J., Jordá Gutiérrez, C., Font San Ambrosio, I., Climent Olmedo, S., Arnau Espert, J. (1999). Grave amenaza en el cultivo del boniato. *Phytoma España* 111: 32–38.
- Souto, E.R., Sim, J., Chen, J., Valverde, R.A., Clark, C.A. (2003). Properties of strains of sweet potato feathery mottle virus and two newly recognized Potyvirus infecting sweet potato in the United States. *Plant Disease* 87: 1226–1232.
- Tairo, F., Kullaya, A., Valkonen, J.P.T. (2004). Incidence of viruses infecting sweet potato in Tanzania. *Plant Disease* 88: 916–920.
- Valverde, R.A., Lozano, G., Navas–Castillo, J., Ramos, A., Valdés, F. (2004). First report of Sweet potato chlorotic stunt virus and Sweet potato feathery mottle virus infecting sweet potato in Spain. *Plant Disease* 88: 428.

Sweet potato leaf curl virus (SPLCV) Virus del rizado de la hoja de la batata

Sinónimos: Ipomea yellow vein virus.

Taxonomía Familia: Geminiviridae; Género: Begomovirus.

Descripción: Partícula de simetría icosaédrica. Genoma monopartito, sólo una partícula posee una cadena simple circular de ADN.

Huéspedes: *Ipomea batatas*.

Sintomatología: Enrollado de las hojas en plantas jóvenes e hinchazón de los nervios; más tarde los síntomas se suavizan e incluso desaparecen. Amarilleo de venas.

Transmisión: Transmitido por el aleuródido *Bemisia tabaci* de forma persistente.

Distribución geográfica: USA, Sicilia, Taiwan, España.

Referencias:

- Banks, G.K., Bedford, I.D., Beitia, F.J., Rodríguez Cerezo, E., Markham, P.G. A novel geminivirus of *Ipomea indica* (Convolvulaceae) from Southern Spain. (1999). *Plant Disease* 83: 486.
- Briddon, R.W., Bull, S.E., Bedford, I.D. (2005). Occurrence of sweet potato leaf curl virus in Sicily. *Plant pathology* 55: 286.
- Dallwitz, M.J., Paine, T., Zurcher, E.J. (2006). Sweet potato leaf curl virus. ICTVdB Descriptions. <http://www.ncbi.nlm.nih.gov>
- Lozano, G., Nuñez, A., Valverde, R., and Navas–Castillo, J. (2004). Begomoviruses infecting sweet potato in Spain (poster). In: Proceedings, 2nd European Whitefly Symposium. October 5–9, Cavtat, Croatia.

Tobacco mild green mosaic virus (TMGMV)

Virus del mosaico verde atenuado del tabaco

Sinónimos: Cepas U2 y U5 del Tobacco mosaic virus, Green–tomato atypical mosaic virus, Mild strain del Tobacco mosaic virus, Mild dark–green tobacco mosaic virus, Para–tobacco mosaic virus.

Taxonomía: Género: Tobamovirus.

Descripción: Partícula alargada y rígida de forma cilíndrica de 308 x 18 nm con un canal interior de 2 nm de diámetro. Compuesta por una molécula de ARN monocatenario de sentido positivo de 6,35 kb. El ácido nucleico supone el 5% del virión.

Citopatología: Agregados cristalinos en el citoplasma de las células afectadas formados por partículas virales ordenadas en capas anguladas.

Huéspedes: Solanáceas silvestres y cultivadas. En España ha sido detectado en tabaco, pimiento, berenjena y es común en la solanácea espontánea *Nicotiana glauca*.

Sintomatología: En tabaco produce mosaico leve con forma de hoja de roble. En pimiento causa un mosaico grave y necrosis, llegando a causar la muerte de la planta.

Transmisión: Se transmite por inoculación mecánica, por semilla y por contacto entre plantas.

Distribución geográfica: Mundial; en España se ha citado en la región sudeste y en el noreste.

Referencias:

- Córdoba C., García-Rández A., Montaña N., Jordá C., (2005). First Report of *Tobacco mild green mosaic virus* in *Capsicum chinense* in Venezuela. *Plant Disease*. 90: 1261.
- Fraile, A., Malpica, J.M., Aranda, M.A., Rodríguez-Cerezo, E., García-Arenal, F. (1996). Genetic diversity in tobacco mild green mosaic tobamovirus infecting the wild plant *Nicotiana glauca*. *Virology* 223: 148–155.
- Moya, A., Rodríguez-Cerezo, E., García-Arenal, F. (1993). Genetic structure of natural populations of the plant RNA virus tobacco mild green mosaic virus. *Molecular Biology and Evolution* 10: 449–456.
- Rodríguez-Cerezo, E., Elena, S.F., Moya, A., García-Arenal, F. (1991). High genetic stability in natural populations of the plant RNA virus tobacco mild green mosaic virus. *Journal of Molecular Evolution* 32: 328–332.

Tobacco mosaic virus (TMV)

Virus del mosaico del tabaco

Sinónimos: Marmor tabaci, Cepa U1.

Taxonomía: Género: Tobamovirus.

Descripción: Partícula en forma de varilla cilíndrica rígida de 300 x 18 nm, con una molécula de ARN monocatenario de sentido positivo de 6,4 kb. El ácido nucleico supone el 5% del virión.

Citopatología: Agregados cristalinos formados por partículas virales ordenadas en capas.

Huéspedes: Tabaco, pimiento, tomate, berenjena.

Sintomatología: En tabaco, áreas en mosaico de color verde oscuro y claro; reducción del desarrollo. En invierno pueden aparecer plantas enanizadas con las hojas en forma de 'hoja de helecho'. En pimiento puede causar también rizado en las hojas jóvenes y en tomate, un estriado pardo de tallos y ramas, seguido por necrosis foliar y abscisión de hojas.

Transmisión: Se transmite por contacto entre plantas, por inoculación mecánica y por semilla en pimiento y tomate.

Distribución geográfica: Mundial; en España se ha señalado en todas las regiones.

Referencias:

- Vela, A (1972). Una estirpe del virus del mosaico del tabaco procedente de *Digitalis thapsi* L. Microbiología Española 25: 211–224.

Tobacco rattle virus (TRV) **Virus "rattle" del tabaco** **Virus del cascabeleo del tabaco**

Sinónimos: Aster ring–spot virus, Belladonna mosaic virus, Potato corky ring–spot virus, Potato stem mottle virus.

Taxonomía: Género: Tobravirus (Miembro tipo).

Descripción: Partículas cilíndricas rígidas de 22 nm de diámetro, y dos tipos de partículas de longitudes diferentes, de 190 y 50–115 nm. Encapsidan un genoma bipartito de RNA de cadena sencilla y de sentido positivo. Contienen una única especie molecular de proteína de cápsida, de peso molecular 22.000.

Huéspedes: Tiene un rango natural de huéspedes extraordinariamente amplio, que abarca tanto monocotiledóneas como dicotiledóneas.

Sintomatología: En patata, produce arcos necróticos profundos en la carne del tubérculo, que pueden transparentarse a través de la piel. Esto le distingue de los aislados NTN del PVY, cuya necrosis es siempre superficial. No obstante, los síntomas se confunden fácilmente con los del “mop top” (Potato mop–top virus, PMTV, género Pomovirus; sumamente raro en España). Los síntomas foliares son infrecuentes, y consisten en un moteado severo que afecta a parte de los tallos de la mata (one–stem mottle). Se conoce poco de los genes de resistencia en patata, si bien la variedad Bintje es inmune. Recientemente se han descrito variedades que no presentan síntomas en el tubérculo.

Variabilidad intraespecífica: Es un virus extraordinariamente variable en su proteína de cápsida, de manera que los diferentes serotipos no presentan reacción cruzada entre sí.

Transmisión: Es transmitido en la naturaleza por nematodos tricodóridos del género *Trichodorus* sp., la especie del vector está ligada a la raza del virus presente. Por ello, su epidemiología está ligada al suelo. Aparece esporádicamente en determinados lotes de patata de siembra de importación y en determinadas parcelas de cultivo. La patata es un mal huésped, en el que se presenta con frecuencia defectivo en ARN 2 y, por tanto, no encapsidado (formas NM). Estas formas no son transmisibles por nematodo, de forma que se rompe el ciclo epidemiológico. Tampoco se transmite bien a todos los tubérculos hijos, tendiendo a desaparecer en la descendencia. Por el contrario, en las variedades asintomáticas descritas recientemente el virus se replica completamente y son fuente de transmisión para los nematodos. Incluso en este caso, el vector no sobrevive el transporte en la patata de siembra y es necesario que en el campo de destino se encuentre la especie de nematodo adecuada al patotipo del virus. A pesar de esta difícil

contaminación por la patata de siembra, una vez presente en una parcela es casi imposible de erradicar, ya que tanto el virus como el vector son sumamente polífagos y se perpetúan en otros cultivos y malas hierbas. En éstas se transmite, además, por semilla. Su diagnóstico serológico en tubérculo de patata no es práctico, debido a la multiplicidad de serotipos y a la frecuencia de formas NM.

Distribución geográfica: Ampliamente distribuido en diferentes cultivos y zonas geográficas. En España, presencia esporádica.

Referencias:

- Legorburu, F. J. (2000). Virosis de la patata y patata de siembra. Cuadernos de Fitopatología 64: 57–63.

Tomato bushy stunt virus (TBSV)

Virus del enanismo ramificado del tomate

Sinónimos: Lycopersicum virus 4, Marmor dodecahedron.

Taxonomía: Familia: Tombusviridae; Género: Tombusvirus.

Descripción: El virión, de simetría icosaédrica, de aproximadamente 30 nm de diámetro, contiene un ARN genómico de 4,7 kb, lineal, de sentido positivo y de cadena sencilla. Exteriormente muestran una superficie granular de forma redondeada. Es un virus muy estable.

Citopatología: Se pueden encontrar partículas virales en tejidos conductores y en el parénquima.

Huéspedes: Tomate, berenjena, pimiento, manzano, peral.

Sintomatología: En tomate, causa necrosis en los ápices de los tallos, con desarrollo de necrosis secundarias. Proliferación de tallos laterales, dándole un aspecto de matorral. Clorosis apical, necrosis de nervios foliares, peciolo y tallos. Las hojas jóvenes pueden mostrar arabescos y rizado, mientras que las adultas se vuelven de color amarillento o morado. Aborto de flores. Frutos con manchas cloróticas o necróticas, depresiones, anillos y líneas sinuosas en fruto maduro, manchas y deformación.

En berenjena, clorosis apical, abullonaduras y deformaciones en frutos.

En frutales, puede originar la aparición de rosetas de hojas y, en ocasiones, chancros, aunque suele ser asintomático.

Transmisión: Se transmite por inoculación mecánica, injerto, semilla y por el suelo. No se conocen vectores.

Distribución geográfica: Europa, América; en España se ha citado en la región sudeste.

Referencias:

- Célix, A., Rodríguez–Cerezo, E., García–Arenal, F. (1997). New satellite RNAs, but no DI RNAs, are found in natural populations of tomato bushy stunt tombusvirus. *Virology* 239: 277–284.
- Cuadrado, I.M., Guerra–Sanz, J.M., García, C., Aguilar, M.I., Moreno, P. (1995). First report of tomato bushy stunt virus in Almería (Spain). *Plant Disease* 79: 11: 1186.

- Luis–Arteaga, M., Rodríguez–Cerezo, E., Fraile, A., Sáez, E., García–Arenal, F. (1996). Different tomato bushy stunt virus strains that cause disease outbreaks in solanaceous crops in Spain. *Phytopathology* 86: 535–542.
- Saez Alonso, E., Luis Arteaga, M., Rodríguez Cerezo, E., García Arenal, F. (1995). El virus del enanismo ramificado del tomate (TBSV): Un nuevo patógeno en los cultivos de tomate y berenjena de Almería. *Phytoma–España* 68: 28–30.

Tomato chlorosis virus (ToCV) Virus del amarilleo del tomate

Taxonomía: Familia: Closteroviridae; Género: Crinivirus.

Descripción: Partícula flexuosa de 800–850 nm de longitud. Con genoma bipartito compuesto por ARN (ss).

Citopatología: Limitado al floema.

Huéspedes: Lista de plantas huéspedes muy reducida. Afecta a tomate, *Solanum nigrum*, *Nicotiana benthamiana* y *N. clevelandii*. Se ha detectado infectando plantas de pimiento en la provincia de Almería. ToCV no afecta a lechuga ni a alcachofa, y TICV sí es capaz de infectarlas.

Sintomatología: Moteado clorótico y amarilleo internervial de hojas que, a menudo, desarrollan manchas rojizas, bronceadas o necróticas y enrollamiento de las hojas inferiores, que se vuelven quebradizas. Más tarde y progresivamente aparecen síntomas en las hojas jóvenes de amarilleo internervial, manteniendo las venas el color verde oscuro.

No se ven síntomas en flores o frutos, aunque éstos disminuyen en tamaño y número.

Se observa una reducción del tamaño de la planta debido a la disminución del área fotosintética.

La sintomatología es similar a la causada por el crinivirus *Tomato infectious chlorosis virus* (TICV).

Transmisión: Mosca blanca, *Trialeurodes vaporariorum* (Weswood), *Trialeurodes abutilonea* (Haldeman), *Bemisia tabaci* (Gennadius), Biotipos A, B (= *B. argentifolii*), Q.

Relación con otros virus: A pesar de su sintomatología similar al TICV, no presenta relación serológica con éste. También hay diferencia en lo relacionado a la transmisión con los vectores. Muestra bastante homología con el ARN-1 y ARN-2 de Lettuce infectious yellows virus (LIYV).

Distribución geográfica: En España ha sido descrito en las provincias de Sevilla, Málaga, Almería, Murcia, Alicante, Valencia, Castellón, Barcelona, Las Palmas de Gran Canaria, Tenerife, Mallorca.

Referencias:

- Font, M.I., Juárez, M., Martínez, O., Jordá, C. (2004). Current status and newly discovered natural host of Tomato infectious chlorosis virus and Tomato chlorosis virus. *Plant Disease* 88: 82.

- Font, M.I., Vaira, A.M., Accotto, G.P., Lacasa, A., Serra, J., Gomila, J., Juarez, M., Jordá, C. (2002). Amarillos en los cultivos de tomate asociados a *Tomato chlorosis virus* (ToCV) y *Tomato infectious chlorosis virus* (TICV). Boletín de Sanidad Vegetal–Plagas, 29: 109–121.
- Louro, D., Accotto, G.P., Vaira, A.M. (2000). Occurrence and diagnosis of *Tomato chlorosis virus* in Portugal. European Journal of Plant Pathology 106: 589–592.
- Lozano, G., Moriones, E., Navas–Castillo, J. (2004). First report of sweet pepper (*Capsicum annuum*) as a natural host plant for *Tomato chlorosis virus*. Plant Disease 88: 224.
- Navas–Castillo, J., Camero, R., Bueno, M., Moriones, E. (2000). Severe yellowing outbreaks in tomato in Spain associated with infections of *Tomato chlorosis virus*. Plant Disease 84: 835–837.
- Wisler, G.C., Li, R.H., Liu, H.Y., Lowry, D.S., Duffus, J.E. (1998). *Tomato chlorosis virus*: a new whitefly–transmitted, phloem–limited, bipartite closterovirus of tomato. Phytopathology 88: 402–409.

Tomato infectious chlorosis virus (TICV)

Virus del amarilleo infeccioso del tomate

Taxonomía: Familia: Closteroviridae; Género: Crinivirus.

Descripción: Partícula flexuosa de 850–900 nm de longitud. Genoma bipartito compuesto por ARN(ss).

Citopatología: Limitado al floema.

Huéspedes: Tomate (*Lycopersicon sculentum* L.), tomatillo (*Physalis ixocarpa* Brot.), patata (*Solanum tuberosum* L.), alcachofa (*Cynara scolymus* L.), lechuga (*Lactuca sativa* L.), *Chenopodium murale*, *C. album*, Aster chino y petunia (*Petunia x hybrida* Vilm.).

Sintomatología: Similar a la presentada por el *Tomato chlorosis virus* (ToCV), pero en este caso más severa. Amarilleo internervial de hojas que, a menudo, desarrollan manchas rojizas, bronceadas o necróticas, fragilidad de las hojas. Severas pérdidas en campo. Los síntomas tempranos de TICV son evidentes en hojas más viejas y se asemejan a problemas nutricionales. Los síntomas en flores o frutos no son demasiado aparentes, aunque éstos disminuyen en tamaño y número. Reducción del tamaño de la planta debido a la disminución del área fotosintética.

Transmisión: Mosca blanca, *Trialeurodes vaporariorum* (Westwood), de forma semipersistente. Periodo mínimo de adquisición del virus por la mosca: 1 hora; periodo mínimo de inoculación: 1 hora; periodo mínimo de retención: 4 días.

Relación con otros virus: A pesar de su sintomatología similar al ToCV, no presenta relación serológica con éste.

Distribución geográfica: El virus ha sido detectado, al menos una vez, en las siguientes provincias españolas: Murcia, Alicante, Valencia y Castellón.

Referencias:

- Duffus, J.E., Hsing–Yeh, Wisler, G.C. (1996). Tomato infectious chlorosis virus a new clostero-like virus transmitted by *Trialeurodes vaporariorum*. *European Journal of Plant Pathology* 102: 219–226.
- Font, M.I., Juárez, M., Martínez, O., Jordá, C. (2004). Current status and newly discovered natural host of Tomato infectious chlorosis virus and *Tomato chlorosis virus*. *Plant Disease* 88: 82.

- Font, M.I., Vaira, A.M., Accotto, G.P., Lacasa, A., Serra, J., Gomila, J., Juárez, M., Jordá, C. (2002). Amarillos en los cultivos de tomate asociados a Tomato chlorosis virus (ToCV) y Tomato infectious chlorosis virus (TICV). *Boletín de Sanidad Vegetal-Plagas*, 29: 109–121.
- Wisler, G.C., Liu, H.Y., Klaassen, V.A., Duffus, J.E., Falk, B.W. (1996). Tomato infectious chlorosis virus has a bipartite genome and induces phloem-limited inclusions characteristic of the closteroviruses. *Phytopathology* 86: 622–626.

Tomato mosaic virus (ToMV) Virus del mosaico del tomate

Sinónimos: *Lycopersicum virus 1*, Tobacco mosaic virus–cepa tomate.

Taxonomía: Género: Tobamovirus.

Descripción: Partícula cilíndrica y rígida de aproximadamente 300 nm de longitud y 18 nm de diámetro, mostrando un típico canal interior coincidente con el eje de su estructura helicoidal de un diámetro aproximado entre 2–3 nm. Está compuesto por una molécula de ARN monocatenario de sentido positivo de 6,4 kb. El ácido nucleico supone el 5% del virión. Varias cepas.

Citopatología: Inclusiones cristalinas y amorfas. Cristales hexagonales, en forma de aguja, de clavo o de huso, agregados de partículas en bandas.

Huéspedes: Tiene una amplia lista de plantas huéspedes, entre las que cabe destacar tomate, pimiento, tabaco, y berenjena.

Sintomatología: Causa mosaico verde claro–verde oscuro o verde–amarillento y reducción de la lámina foliar en hojas; en fruto, mosaico, maduración irregular, áreas de pulpa acorchada y necrosis subepidérmicas conocidas con el nombre de “goma” según las cepas y variedades. La cepa 2² origina enanismo y necrosis de las hojas apicales.

Falta de desarrollo de las plantas afectadas. Posibilidad de infecciones mixtas con otras virosis con efecto sinérgico, como con el Virus X de la patata y el mosaico del pepino.

Transmisión: Se transmite por inoculación mecánica, por contacto entre plantas y por semilla. Sobrevive en restos de cosecha en el suelo durante meses. Es importante la transmisión mecánica durante las operaciones de cultivo.

Distribución geográfica: Mundial. En España esta ampliamente distribuido, afectando a las variedades autóctonas y a las variedades tipo “cherry”.

Referencias:

- Alonso, E., García Luque, I., Ávila Rincón, M.J., Wicke, B., Serra, M.T., Díaz Ruiz, J.R. (1989). A tobamovirus causing heavy losses in protected pepper crops in Spain. *Journal of Phytopathology* 125: 67–76.
- Aramburu J., Galipienso L. (2005). First report in Spain of variant of tomato mosaic virus (ToMV) overcoming the Tm–2² resistance gene in tomato (*Lycopersicon esculentum*). *Plant Pathology* 54: 566.

- Jordá, C., Alfaro, A. (1977). La “goma” del tomate. Su relación con el TMV. Congreso Nacional Sociedad Española de Microbiología. Sección Fitopatología. Madrid.
- Jordá, C., García-Jiménez, J., Alfaro, A. (1983). Identificación de razas españolas de ToMV y resistencia genética de los híbridos españoles de tomate: Estudio preliminar. I Congreso Nacional de la Sociedad Española de Ciencias Hortícolas. Pag. 501.
- Jordá, C., Vicente, E., Alfaro, A. (1979). La “goma” del tomate, un grave problema del fruto. INIA, 295–301.
- Rodríguez-Cerezo, E., Moya, A., García-Arenal, F. (1989). Variability and evolution of the plant RNA virus pepper mild mottle virus. *Journal of Virology* 63: 2198–2203.

Tomato spotted wilt virus (TSWV) Virus del bronceado del tomate

Sinónimos: Varios son los sinónimos con los que puede encontrarse este virus citado en la bibliografía mundial, tal como: Kat river disease virus, Komnek virus, Pineapple side rot virus, Pineapple yellow spot virus, Tomato bronze leaf virus, Tomato bronzing virus, Carcova virus, Vira cabeça virus, Lycopersicon virus 3, Lycopersicon virus 7, Peanut bud necrosis virus, Markhorka tip chlorosis virus, Tip blight virus.

Taxonomía: Familia: Bunyaviridae; Género: Tospovirus.

Descripción: Partícula isométrica esférica de 80 a 110 nm de diámetro, que contiene tres cadenas (L, M, S) de ARN monocatenario de sentido negativo (L) o que codifican en ambos sentidos de lectura (M y S), de tamaños 8,9; 5,4 y 2,9 kb respectivamente. Con una envuelta lipoproteica que presenta la superficie cubierta de proyecciones. Las partículas del virus contienen tres proteínas estructurales distintas, la proteína de la nucleocápsida interna N de peso molecular 27 K y dos proteínas en la envuelta que son glicosiladas, de 78 K (G1) y 58 K (G2). Además contiene pequeñas cantidades de una proteína L, de aproximadamente 200 K, asociada con la nucleocápsida interna, codificada por la L-RNA.

Presenta una alta variabilidad.

Citopatología: El virus se encuentra incluido en paquetes en el interior del retículo endoplasmático del citoplasma de las células infectadas y con facilidad pueden encontrarse inclusiones amorfas, viroplasma.

Huéspedes: Presenta un amplio rango de huéspedes; se han descrito más de 500 especies pertenecientes a diferentes familias, entre las que se pueden citar Solanáceas, Compuestas, Chenopodiáceas, Labiadas, Umbelíferas, Leguminosas, Ranunculáceas, Papaveráceas, Cucurbitáceas, Malváceas, Convolvuláceas, etc. Sin embargo, hay que hacer una puntualización en las más de 500 especies que figuran citadas en la bibliografía, ya que durante muchos años fue considerado como la única especie viral del grupo al que pertenece y, posteriormente, se han ido señalando nuevas entidades, por lo que sería más exacto su atribución a los Tospovirus en general.

Dentro de las especies en las que se ha diagnosticado la infección por TSWV en España cabe citar: tomate, pimiento, lechuga, tabaco, judía, escarola, alcachofa, apio, berenjena, col, etc.; plantas ornamentales de flor como gerbera, anémona, cala, begonia, ranúnculo, petunia, limonium, etc.; plantas ornamentales de hoja como Ficus, Dieffenbachia, etc.

Sintomatología: En tomate el síntoma más típico y que le da nombre es la aparición de una tonalidad bronceada sobre las hojas jóvenes, seguida de una parada del crecimiento;

si la infección es temprana las plántulas mueren. Amarillos y manchas anilladas de tonos bronce sobre las hojas en tomate y pimiento. Arabescos y manchas anilladas en las hojas de pimiento. Arrepollamiento del brote y necrosis. Necrosis en lechuga, escarola. Anormalidades de color o coloraciones más pálidas y manchas circulares y anilladas de colores diversos en los frutos de tomate, pimiento, berenjena, etc. Necrosis en plantas ornamentales, principalmente las de flor. Asimetría en las hojas.

Transmisión: Se realiza por tisanópteros de manera persistente circulativa propagativa. Se citan *Frankliniella occidentalis*, *F. schultzei*, *F. fusca*, *Trips tabaci*. En España *Frankliniella occidentalis* se ha mostrado como el único transmisor eficiente. Los ecotipos mediterráneos de *T. tabaci* no se muestran eficaces. Lo adquieren las larvas y lo transmiten los adultos. Respecto a la transmisión por semilla, los datos existentes son muy contradictorios.

Distribución geográfica: Mundial. En España está citado en numerosas áreas, siendo la Costa Mediterránea la más afectada. Entre las provincias donde ha sido detectado cabe citar: Barcelona, Lérida, Tarragona, Castellón, Zaragoza, Valencia, Alicante, Murcia, Albacete, Almería, Granada, Málaga, Sevilla, Cádiz, Huelva, Cáceres, Badajoz, Madrid, La Coruña, Lugo, Asturias, La Rioja, País Vasco.

Referencias:

- Aramburu, J., Laviña, A., García, I., Moriones, E. (1994). Evolución temporal de la incidencia del virus del bronceado del tomate (TSWV) en cultivos tempranos de tomate al aire libre de la comarca del Maresme (Cataluña) durante la campaña de 1992. Investigación Agraria, Producción y Protección Vegetales, Fuera de Serie 2: 177–186.
- Aramburu, J., Riudavets, J., Arno, J., Laviña, A., Moriones, E. (1995). Rapid serological detection of Tomato spotted wilt virus in individual thrips by squash blot assay for use in epidemiological studies. Plant Pathology 45: 367–374.
- Aramburu, J., Riudavets, J., Arno, J., Laviña, A., Moriones, E. (1997). Epidemiology of spotted wilt disease caused by TSWV [Tomato Spotted Wilt Virus] in tomato crops outdoor cultivation in Catalonia [Spain]. Phytoma. 89: 28–34.
- Aramburu, J., Riudavets, J., Arno, J., Laviña, A., Moriones, E. (1997). The proportion of viruliferous individuals in field populations of *Frankliniella occidentalis* implication for tomato spotted wilt tospovirus epidemics in tomato. European Journal of Plant Pathology 103: 623–629.
- Ávila, A. C. de, Peña, L., Kitajima, E.W., Resende, R. de O., Díaz-Múgica, M.V., Díaz-Ruiz, J.R., Peters, D. (1991). Characterization of tomato spotted wilt virus (TSWV),

isolated from *Capsicum annuum* L. in the Canary Islands. *Phytopathologia Mediterranea* 30: 23–29.

- Jordá, C., Ortega, A., Juárez, M. (1995). New hosts of tomato spotted wilt virus. *Plant Disease* 79: 538.
- Jordá, C., Osca, J.M., (1989). Un nuevo virus en España: El TSWV. V Congreso Nacional de la Sociedad Española de Fitopatología. Badajoz, 35–40. Ed. Conselleria de Agricultura, Industria y Comercio.
- Lacasa, A., Contreras J. (1993). Comportamiento de *Frankliniella occidentales* en la transmisión del virus del bronceado del tomate: planteamientos para su control en cultivos hortícolas. *Phytoma España* 50: 33–39.
- Lacasa, A., Esteban, J.R., Beitia, F.J., Contreras, J. (1995). Distribution of western flower thrips in Spain. *NATO ASI Life Science* 276: 465–468.
- Laviña, A., Aramburu, J., Moriones, E. (1996). Occurrence of tomato spotted wilt and cucumber mosaic viruses in field-grown tomato crops and associated weeds in northeastern Spain. *Plant Pathology* 45: 837–842.
- Laviña, A., Batlle, A. (1993). First report of tomato spotted wilt virus infection of *Ficus* species in Spain. *Plant Disease* 77: 536.
- Moriones, E., Aramburu, J., Riudavets, J., Arnó, J., Laviña, A. (1998). Effect of plant age at time of infection by tomato spotted wilt tospovirus on the yield of field grown tomato. *European Journal of Plant Pathology* 104: 295–300.
- Roca, E., Aramburu, J., Moriones, E. (1997). Comparative host reactions and *Frankliniella occidentalis* transmission of different isolates of tomato spotted wilt tospovirus from Spain. *Plant Pathology* 46: 407–415.
- Roselló, S., Jordá, C., Nuez, F. (1994). El virus del Bronceado del Tomate (TSWV). I Enfermedades y epidemiología. *Phytoma-España* 62. 21–34. II.– Etiología y Control. *Phytoma-España* 64: 33–42.

Tomato yellow leaf curl disease (TYLCV)

Virus del rizado amarillo del tomate

Virus de la hoja cuchara del tomate

Taxonomía: Familia: Geminiviridae: Género: Begomovirus.

Descripción: Partículas isométricas, geminadas, de aproximadamente 20 x 30 nm. Con genoma monopartito compuesto por una cadena circular, simple, de ADN.

Citopatología: El virus se localiza en el floema de las plantas afectadas. Dentro de las células, las partículas se acumulan en el núcleo, presentando unas inclusiones típicas en forma de anillo. Estudios posteriores han revelado que, aunque el virus se encuentra principalmente en tejidos vasculares, puede llegar a alcanzar el parénquima lagunar y, ocasionalmente, el parénquima en empalizada de las hojas afectadas, pero nunca en las células epidérmicas (Ber *et al.*, 1990; Pinner *et al.*, 2000).

Huéspedes: El rango de hospedantes varía entre especies del virus e incluso entre aislados diferentes del virus dentro de la especie. Las plantas pueden ser infectadas y no presentar síntomas, como ocurre con algunas de las plantas silvestres. A continuación se citan las especies que han sido diagnosticadas positivas tras infección natural, tanto silvestres como cultivadas, para cada especie viral.

– Especie Israel (TYLCV):

Amaranthus retroflexus L., *Borreria* sp., *Capsicum annuum* L., *Capsicum chinense* Jacq., *Cleome viscosa* L., *Croton lobatus* (L.) Muell. Arg., *Cynanchum acutum* L., *Datura stramonium* L., *Eustoma grandiflorum* (L.) Cass., *Ipomea indica* (Buró.) Merr., *Lycopersicon pimpinellifolium* (L.) P.Mill., *Lycopersicon sculentum* Mill., *Malva parviflora* L., *Macroptilium* sp., *Macroptilium lathyroides* (L.) Urb., *Mercuriales ambigua* L., *Phaseolus vulgaris* L., *Sida* sp., *Solanum nigrum* L., *Urtica* sp., *Sonchus* sp., *Wissadula* sp.

– Especie Sardinia (TYLCSV):

Datura stramonium L., *Lycopersicon sculentum* Mill., *Solanum luteum* Mill., *Solanum nigrum* L.

Sintomatología: La sintomatología esta influenciada por las condiciones ambientales, precocidad e intensidad de la infección, variedad de tomate y especie del virus presente. En general, en tomate causa una parada del desarrollo, dándole un aspecto achaparrado. Provoca enrollamiento de hojas a lo largo del nervio principal mostrando la forma típica, que le da nombre, de cuchara. Clorosis más o menos intensa en los bordes de las hojas. Rizado internervial y amarilleo. En ocasiones pueden observarse ciertos matices violá-

ceos en el envés de las hojas. Los nuevos foliolos presentan una reducción del tamaño y deformaciones, apareciendo engrosados, fruncidos internervialmente y con clorosis. A veces, la lámina foliar se reduce tanto que llega a quedar reducida al máximo. Los síntomas han sido confundidos en algunos casos con los ocasionados por el fitoplasma “Stolbur”. Abscisión de flores y los frutos cuajados son más pequeños y de color más pálido. La especie Israel (TYLCV) ocasiona una sintomatología más severa que la especie Sardinia (TYLCSV).

Los síntomas son tanto más evidentes cuanto más pequeñas son las plantas cuando se infectan.

En judía, causa engrosamiento de los foliolos de las hojas adultas, que adquieren una tonalidad verde más intensa, observándose un fruncido característico y, en ocasiones, un abarquillado hacia el haz o hacia el envés de los mismos. Falta de desarrollo de la planta. Aborto y esterilidad floral y los frutos cuajados se desarrollan anormalmente, con lo que pierden su valor comercial.

Los brotes nuevos se desarrollan de forma anormal, con entrenudos cortos, una importante reducción de la lámina foliar y aspecto redondeado de la misma. También se puede observar una gran proliferación de tallos axilares, lo cual, unido al tamaño reducido de los foliolos, confiere al conjunto un aspecto arbustivo. Las pérdidas de producción pueden ser importantes (Monci *et al.*, 2000).

En pimiento, clorosis internervial y marginal en las hojas, que aparecen curvadas hacia el haz. Los frutos presentan amarilleamiento y morfología anormal (Reina *et al.*, 2000).

Transmisión: *Bemisia tabaci* Genn., de forma persistente, circulativa. En la transmisión circulativa del TYLCV está implicada una bacteria endosimbionte tipo C de la mosca blanca (Morin *et al.*, 1999; Czosnek *et al.*, 2001). Hay diferencias de eficacia en la transmisión según el biotipo de la mosca blanca presente. El biotipo B y Q se muestran muy eficaces, e incluso el Q más que el B. El biotipo Q se encuentra ampliamente distribuido, ha sido citado desde el Algarve hasta Valencia, y además en Cabo Verde, Canarias, Marruecos, Italia (Sicilia y Cerdeña) e Israel.

La especie “Israel” del virus (TYLCV) es transmitida con más eficiencia por el vector que la especie “Sardinia” (TYLCSV).

La incidencia de la enfermedad se relaciona directamente con la densidad de la población del vector.

El virus puede ser adquirido tanto en el estado de adulto como en el de larva, pero sólo es propagado por los adultos. La mosca tiene un periodo de adquisición e inoculación del virus de 15–30 minutos. El periodo de incubación es de 21 horas y el insecto permanece infectivo unos 20 días. El biotipo B es capaz de transmitirlo a su descendencia (Ghanim *et al.*, 1998).

Especies del complejo “TYLCV”: Las especies del complejo “TYLCV”, según la última revisión (Fauquet *et al.*, 2003), quedan determinadas en seis, estableciéndose su se-

paración por existir en su genoma diferencias superiores al 10%. Las especies son las siguientes:

- TYLCV: Coincidente con la antigua especie Israel
- TYLCSV: Especie Sardinia
- TYLCCNV: China
- TYLCGV: Gezira
- TYLCMalV: Málaga (*)
- TYLCThV: Tailandia (genoma bipartito)

(*) Esta especie es un recombinante entre la especie Israel y la especie Sardinia.

Distribución geográfica: En nuestro país ha sido diagnosticado, al menos una vez, en las siguientes provincias: Badajoz, Cádiz, Sevilla, Málaga, Granada, Almería, Murcia, Alicante, Valencia, Castellón, Barcelona, Las Palmas de Gran Canaria, Tenerife, Mallorca y Menorca.

Referencias:

- Font, I., Martínez, P., Jordá, C. (2000). First report of tomato yellow leaf curl virus–Is in the Canary Islands. *Plant Disease* 84: 1046.
- Font, I., Martínez, P., Gomila, J., Jordá, C. (2002). First report of tomato yellow leaf curl virus in the Balearic Islands. *Journal of Plant Pathology* 84: 69.
- Font I., Rubio L., Martínez P., Jordá C., (2007). Genetic structure and evolution of natural populations of viruses causing the tomato yellow leaf curl disease in Spain. *Virus Research* 128: 43–51
- Jordá, C., Font, I., Martínez, P., Juarez, M., Ortega, A., Lacasa, A. (2001). Current status and natural hosts of tomato yellow leaf curl virus in Spain., *Plant Disease* 85: 445.
- Martínez, P., Font, I., Jordá, C. (2001). A rapid PCR method to discriminate between tomato yellow leaf curl virus isolates. *Annals of Applied Biology* 139: 251–257.
- Monci, F., Sánchez–Campos, S., Navas–Castillo, J., Moriones E. (2002). A natural recombinant between the geminiviruses tomato yellow leaf curl Sardinia virus and tomato yellow leaf curl virus exhibits a novel pathogenic phenotype and is becoming prevalent in Spanish population. *Virology* 303: 317–326.
- Moriones, E., Arnó, J., Accotto, G.P., Noris, E., Cavallarín, L. (1993). First report of tomato yellow leaf curl virus in Spain. *Plant Disease* 77: 953.
- Navas–Castillo, J., Díaz, J.A., Sánchez–Campos, S., Moriones E. (1998). Improvement of the print–capture polymerase chain reaction procedure for efficient amplification

of DNA virus genomes from plants and insect vectors. *Journal of Virological Methods* 75: 195–198.

- Navas–Castillo, J., Sánchez–Campos, S., Díaz, J.A., Saez–Alonso, E., Moriones, E. (1997). First report of tomato yellow leaf curl virus–Is in Spain: coexistence of two different geminivirus in the same epidemic outbreak. *Plant Disease* 81: 1461.
- Navas–Castillo, J., Sánchez–Campos, S., Díaz, J.A., Saez–Alonso, E., Moriones, E. (1998). tomato yellow leaf curl virus–Is causes a novel disease of common bean and severe epidemics in tomato in Spain. *Plant Disease* 81: 29–32.
- Navas–Castillo, J., Sánchez–Campos, S., Noris, E., Louro, D., Accotto, G.P., Moriones E. (2000). Natural recombination between tomato yellow leaf curl virus–Is and tomato leaf curl virus. *Journal of General Virology* 81: 2797–2801.
- Pinner, M.S., Medina, V., Sabini, L.I., Achón, M.A., Markham, P.G. (2000). *Tomato yellow leaf curl virus* (TYLCV–Sar): Localización del ADN viral y la proteína de cubierta en *Solanum nigrum* L., *Lycopersicon sculentum* Mill. Resúmenes del X Congreso de la Sociedad Española de Fitopatología 3–6 Octubre. Valencia, Spain. Pag. 113.
- Reina, J., Morilla, G. Bejarano, E.R., Rodríguez, M.D., Janssen, D., Cuadrado, I. (1999). First report of *Capsicum annuum* plants infected by tomato yellow leaf curl virus. *Plant Disease* 83: 1176.

Tulip breaking virus

Virus de la ruptura del color del tulipán

Sinónimos: Tulip mosaic virus, Tulipa virus 1, Marmor tulipae, Tulipavirus vulgare, Lily mottle virus.

Taxonomía: Familia: Potyviridae; Género: Potyvirus.

Descripción: Partícula flexuosa de 740 nm de longitud y 14 nm de diámetro.

Citopatología: En células de pétalos de plantas infectadas por el virus se pueden observar paquetes de partículas paralelas e inclusiones en forma de “pinwheels”.

Huéspedes: Dos géneros de la familia Liliaceae: Tulipan y Lilium.

Sintomatología: Ruptura del color de la flor de las variedades rojas y púrpuras del tulipán. En Lilium, de suave a moderado moteado en las hojas.

Transmisión: Por áfidos de forma no persistente, estando citado como más eficiente *Myzus persicae*, además de *Aphis gossypii*, *Macrosiphum euphorbiae*, entre otros. Transmisión por savia y por injerto entre bulbos.

Distribución geográfica: Mundial.

Referencias:

- Loebenstein, G., Lawson, R.H., Brunt, A.A. Virus and virus-like diseases of bulb and flower crops. (1995) Chapter 33: 352–383.
- Se, T., Kanematsu, S. (2002). First report of tulip band breaking virus in mosaic diseased tulip in Japan. Plant Disease 86: 1405.

Turnip mosaic virus

Virus del mosaico del nabo

Sinónimos: Brassica virus 1, Cabbage virus A, Cabbage black ring-spot virus, Marmor brassicae, etc.

Taxonomía: Familia: Potyviridae; Género: Potyvirus.

Descripción: Partícula flexuosa de aproximadamente 720 nm de longitud y 15–20 nm de diámetro. Compuestas por una cadena simple de ARN.

Citopatología: Al microscopio óptico se pueden llegar a observar inclusiones celulares.

Huéspedes: Amplio rango de huéspedes, entre los que cabe citar col, coliflor, col de Bruselas, col china, rábano, nabo, colinabo, mostaza, lechuga, escarola, *Capsella bursa-pastoris*, *Stellaria media*, *Impatiens balsamina*, *Cheiranthus cheiri*, *Mathiola incana*, *Tropaeolum*, anémona, petunia, zinnia, crisantemo, etc.

Sintomatología: Moteados, manchas necróticas y ring-spots en col, coliflor y col de Bruselas. Mosaico con distorsión de hojas y enanismo en nabo, rábano, mostaza, col china. En batavia tipo iceberg, jaspeado amarillo en hojas adultas, pudiendo llegar a adquirir un color amarillo vivo en su totalidad, a veces con zonas verdes y con evolución a necrosis con frecuencia. Las hojas más jóvenes presentan mosaico deformante amarillo-verdoso con manchas necróticas. Falta de desarrollo de la planta, más acusado si la infección le sobreviene en un estado juvenil. Los síntomas en col y coliflor de este virus pueden confundirse con los causados por el Cauliflower mosaic virus.

Manchas cloróticas, mosaico, aclareamiento de nervios y enanismo en petunia, moteado en crisantemo, manchas cloróticas, amarilleo de hojas en *Impatiens*, moteado, amarilleo de hojas y malformaciones en *Cheiranthus*, ruptura del color de la flor de *Mathiola*.

Transmisión: Por áfidos de forma no persistente, estando citados entre otros *Myzus persicae*, *Aphis craccivora*, *Brevicoryne brassicae* y *Macrosiphum euphorbiae*.

Distribución geográfica: Mundial. Marruecos, Estados Unidos, España, Irán.

Referencias:

- Blancard, D., Lot, H., Maisonneuve, B. (2005). Enfermedades de las lechugas: Identificar, conocer, controlar. Ediciones Mundi-Prensa. ISBN: 84-8476-188-6, 375 pp.
- Farzadfar, Sh., Ohsima, K., Pourrahim, R., Golnaraghi, A.R., Jalali, S., Ahoonmanesh (2005). Occurrence of Turnip mosaic virus on ornamental crops in Iran. *Plant Pathology* 54: 261.

- Moreno, A., De Blas, C., Biurrun, R., Nebreda, M., Palacios, I., Duque, M., Federes, A. (2004). The incidence and distribution of viruses infecting lettuce, cultivated *Brassica* and associated natural vegetation in Spain. *Ann. Appl. Biol.* 144: 339–346.
- Sánchez, F., Wang, X., Jenner, C.E., Walsh, J.A., Ponz, F. (2003). Strains of Turnip mosaic potyvirus as defined by the molecular analysis of the coat protein gene of the virus. *Virus Research* 94: 33–43.
- Segundo, E., Martín-Bretones, G., Ruiz, L., Velasco, L., Janssen, D., Cuadrado, I. (2003). First report of Turnip mosaic virus in *Pisum sativum* in Spain. *Plant Disease* 87: 103.
- Walsh, J.A., Jenner, C.E. (2002). Turnip mosaic virus and the quest for durable resistance. *Molecular Plant Pathology* 3: 289–300.

Virus de la France del champiñón

Enfermedad vírica del champiñón

Sinónimos: Watery stipe, Brown disease, “X” disease, Die-back, Marchitez.

Descripción: La enfermedad se asocia a un complejo vírico formado por dos tipos de partículas, unas partículas isométricas de aproximadamente 25 nm de diámetro, otras bacilariformes de 50x19 nm (Mushroom bacilliform virus de la familia Barnaviridae) y partículas isométricas de aproximadamente 34 nm de diámetro.

Citopatología: Agregados virales en las células del hongo infectadas, situados cercanos al núcleo.

Huéspedes: *Agaricus bisporus*, *Pleurotus ostreatus*.

Sintomatología: En champiñones cultivados, pérdida de producción. El micelio invade el sustrato con lentitud, mostrándose zonas no cubiertas. Los champiñones presentan deformaciones en el pie, con abombamientos (forma de barril), o bien aparecen más delgados y torcidos. Los sombrerillos son de menor tamaño, toman coloraciones marrones y se abren prematuramente.

En *P. ostreatus*, los carpóforos presentan un desarrollo deprimido, ligeramente amarillentos, márgenes curvados, micelio con tonalidades amarillentas, tacto viscoso y aspecto de aparente podredumbre.

Transmisión: Se transmiten a través de las esporas y del micelio.

Distribución geográfica: Estados Unidos, Italia, Inglaterra, Holanda, España.

Referencias:

- Dieleman, A., Zaayen, V. (1972). Mushroom virus disease in the Netherlands: Symptoms, etiology, electron microscopy, spread and control.
- Zanon, M.J., Armengol, J., Vilaseca, J.C., Jordá, C. (2005). Estudio del síndrome de decaimiento en el cultivo de *Pleurotus ostreatus* (Jack.:Fr.) P. Kumm. Bol. San. Veg. Plagas 31: 431–441.

Watermelon mosaic virus (WMV) Virus del mosaico 2 de la sandía

Sinónimos: Watermelon mosaic virus 2.

Taxonomía: Familia: Potyviridae; Género: Potyvirus.

Descripción: Partícula filamentosa de 750 a 780 nm de longitud, con una única molécula de RNA de cadena sencilla y de sentido positivo de 9,7 kb. El ácido nucleico supone el 5% del virión.

Citopatología: Induce inclusiones cilíndricas en forma de ruedas (“pinwheels”) en el citoplasma de las células de los huéspedes, así como en forma de tubos (“scrolls”). Con algunos aislados pueden aparecer también agregados laminares.

Huéspedes: Pepino, melón, calabaza, calabacín y sandía. Guisante, judía, espinaca.

Sintomatología: En pepino, mosaico suave de hojas y moteado de frutos; en calabacín, mosaico a veces deformante con aspecto filiforme en hojas y mosaico y deformaciones de frutos; en melón, síntomas foliares de intensidad entre débil y muy fuerte, en forma de mosaico a veces deformante con reducción de la superficie foliar, y mosaico pronunciado en frutos; en sandía, causa mosaico en manchas de color verde oscuro junto a los nervios y deformación del limbo en hojas.

Transmisión: Se transmite por pulgones de forma no persistente, por más de 38 especies de áfidos, entre los cuales cabe citar: *Aphis citricola*, *A. craccivora*, *A. gossypii*, *Aulacorthum solani*, *Macrosiphum euphorbiae*, *Myzus persicae* y *Toxoptera citricidus*.

Distribución geográfica: Mundial; en España se ha citado en Valencia, Madrid, Aragón, Cataluña, Extremadura y Andalucía.

Referencias:

- Alonso–Prados, J.L., Fraile, A., García–Arenal, F. (1997). Impact of Cucumber mosaic virus and Watermelon mosaic virus 2 on melon production in Central Spain. *Journal of Plant Pathology* 79: 131–134.
- Alonso–Prados, J.L., Luis–Arteaga, M., Alvarez, J.M., Moriones, E., Batlle, A., Lavina, A., García–Arenal, F., Fraile, A. (2003). Epidemics of aphid–transmitted viruses in melon crops in Spain. *Eur. J. Pathol.* 109: 129–138.
- Luis–Arteaga, M. (1994). Virus del mosaico de la sandía–2. Watermelon Mosaic Virus–2. En (Díaz Ruiz, J.R.; García Jiménez, J.) *Enfermedades de las Cucurbitáceas en España. Monografías de la SEF* 1: 77.

- Luis–Arteaga, M., Álvarez, J. (1990). Evolution of muskmelon virus infection on field crops in the Ebro Valley (Spain). Report Cucurbit Genetics Cooperative 13: 20–23.
- Luis–Arteaga, M., Alvarez, J.M., Alonso–Prados, J.L., Bernal, J.J., García–Arenal, F., Laviña, A., Batlle, A., Moriones, E. (1998). Occurrence, distribution and relative incidence of mosaic viruses infecting field–grown melon in Spain. *Plant Disease* 82: 979–982.
- Moreno, I.M., Malpica, J.M., Diaz–Pendon, J.A., Moriones, E., Fraile, A., Garcia–Arenal, F. (2004) Variability and genetic structure of the population of watermelon mosaic virus infecting melon in Spain. *Virology* 318: 451–460.
- Rubio–Huertos, M., Peña–Iglesias, A. (1973). Bacilliform particles in cortex cells of *Cucumis melo* fruits. *Plant Disease* 57: 649–652.

Wheat dwarf virus (WDV) **Virus del enanismo del trigo**

Taxonomía: Familia: Geminiviridae; Género: Mastrevirus.

Descripción: Los viriones están formados por dos partículas quasi-isométricas unidas de 18 nm de diámetro y 30 nm de longitud. El genoma consiste en una molécula circular de ADN monocatenario 2.700 nt.

Citopatología: Los viriones se encuentran en el núcleo de células de hojas y raíces. A diferencia de otros mastrevirus, no inducen la formación de inclusiones.

Huéspedes: Los hospedantes naturales son avena, cebada y trigo. Experimentalmente se ha determinado la susceptibilidad de varias especies de gramíneas.

Sintomatología: El síntoma más característico es un enanismo severo que va acompañado de estrías y amarilleos en las hojas.

Transmisión: Se transmite de forma persistente por *Psammotettix alienus*. No se transmite ni por inoculación mecánica ni por semilla.

Distribución geográfica: Es un virus prevalente en el norte, este y oeste de Europa. En otros países de Europa como Francia y, más recientemente, en España se han observado brotes epidémicos de este virus.

Referencias:

- Bendalmane, M., Schalk., H-J., Gronenborn, B. (1995). Identification and characterization of wheat dwarf virus from France using a rapid method for geminivirus DNA preparation. *Phytopathology* 85: 1449–1455.
- Kvarnheden, A., Lindblad., M., Lindsten, K., Valkonen., J.P.T. (2002). Genetic diversity of wheat dwarf virus. *Arch. Virol.* 147: 205–216.
- Lindsten, K., Lindsten, B. (1999). Wheat dwarf—an old disease with new outbreaks in Sweden. *Z. PflKrankh. Pfl. Shurz.* 106: 325–332.
- Serrano, L., Marsiñach, M., Achon, M.A. (2004). Detección de nuevos virus en cereales asociados a un brote epidémico de *Barley yellow dwarf virus* (BYDV). XII Congreso de la Sociedad Española de Fitopatología. Gerona, 121.

Zucchini yellow mosaic virus (ZYMV)

Virus del mosaico amarillo del calabacín

Sinónimos: Muskmelon yellow stunt virus.

Taxonomía: Familia: Potyviridae; Género: Potyvirus.

Descripción: Partícula filamentosa y flexuosa de aproximadamente 750 nm de longitud, con una única molécula de ARN de cadena sencilla y de sentido positivo de 9 kb. El ácido nucleico supone del 4,5 al 7% del virión.

Citopatología: Induce inclusiones citoplasmáticas en forma de molinillo (“pinwheels”) y en forma de tubo (“scrolls”), pero no agregados laminares.

Huéspedes: Calabacín, melón, pepino, sandía.

Sintomatología: En calabacín, importante reducción del crecimiento. En las hojas produce aclarado de venas, amarilleo, mosaico, excrecencias y filimorfismo. En frutos, mosaico, deformación y alteración de la pulpa y deformación de semillas. Aparición de abolladuras en el fruto.

En pepino, mosaico más o menos deformante y aspecto filiforme. En fruto, deformaciones y abullonaduras.

En melón, la sintomatología varía según patotipo y variedad, apareciendo aclarado de nervios, amarilleos y marchitamiento letal. Raquitismo, deformaciones importantes y enaciones. En fruto, ligero mosaico, jaspeado interno, carne endurecida y resquebrajaduras externas.

Transmisión: Se transmite por pulgones de forma no persistente, estando citados *Aphis citricota*, *A. gossypii*, *Myzus persicae* y *Macrosiphum euphorbiae*.

Distribución geográfica: Mundial; en España se ha citado en Andalucía, Murcia, Aragón, Cataluña y Madrid.

Referencias:

- Alonso–Prados, J.L., Luis–Arteaga, M., Alvarez, J.M., Moriones, E., Batlle, A., Laviña, A., García–Arenal, F., Fraile, A. (2003). Epidemics of aphid–transmitted viruses in melon crops in Spain. *Eur. J. Pathol.* 109: 129–138.
- Lisa, V., Lecoq, H. (1984). Zucchini yellow mosaic virus. C.M.I./A.A.B. Descriptions of Plant Viruses. N° 282.

- Luis–Arteaga, M. (1990). Detección del virus del mosaico amarillo del calabacín en cultivos de cucurbitáceas en España. *Investigación Agraria, Producción y Protección Vegetales* 5: 167–177.
- Luis–Arteaga, M. (1994). Virus del mosaico amarillo del calabacín. Zucchini Yellow Mosaic Virus. En (Díaz Ruiz, J.R.; García Jiménez, J.) *Enfermedades de las Cucurbitáceas en España. Monografías de la SEF* 1: 78.
- Luis–Arteaga, M., Álvarez, J. (1990). Evolution of muskmelon virus infection on field crops in the Ebro Valley (Spain). *Report Cucurbit Genetics Cooperative* 13: 20–23.
- Luis–Arteaga, M., Alvarez, J.M., Alonso–Prados, J.L., Bernal, J.J., García–Arenal, F., Laviña, A., Batlle, A., Moriones, E. (1998). Occurrence, distribution and relative incidence of mosaic viruses infecting field–grown melon in Spain. *Plant Disease* 82: 979–982.

Viroides

Avocado sunblotch viroid (ASBVd)

Viroide del manchado solar del aguacate

Taxonomía: Familia: *Avsunviroidae*; Género: *Avsunviroid*.

Descripción: RNA monocatenario circular de 246–251 nucleótidos, con una estructura secundaria de mínima energía libre en forma de varilla o cuasi-varilla. Es el único viroide con una composición de bases predominante en A+U (los otros viroides tienen una composición de bases rica en G+C). Las cadenas de ambas polaridades son capaces de formar ribozimas de cabeza de martillo que tienen un papel clave en la replicación.

Citopatología: Alteraciones del cloroplasto.

Huéspedes: El único hospedante natural del ASBVd es el aguacate, aunque este viroide ha sido transmitido experimentalmente a otras especies de la familia *Lauraceae*, a la que pertenece el aguacate.

Sintomatología: Síntomas de ASBVd pueden observarse en distintos órganos, aunque el viroide también se replica en los llamados portadores asintomáticos. Los síntomas foliares son esporádicos, expresándose en los casos más llamativos como intensas áreas cloróticas asociadas al tejido vascular y, en otros casos, como un patrón variegado que afecta a parte o a la totalidad de la superficie de la hoja. Los síntomas en tallo, que frecuentemente son los primeros en aparecer, incluyen estrías con un color que va desde blanco hasta amarillo o naranja. También se observan grietas en la corteza de los árboles infectados, que frecuentemente presentan un porte enanizado. Los frutos sintomáticos muestran depresiones crateriformes amarillentas o rosadas que pueden cubrir la mayor parte de su superficie, lo que hace disminuir su valor comercial. Ocasionalmente algunos árboles infectados se recuperan (portadores asintomáticos) y, aunque aparecen visualmente sanos, suelen tener un menor rendimiento.

Transmisión: El viroide se transmite por injerto, incluyendo injerto natural de raíz, y mecánicamente, por lo que es recomendable la desinfección regular de los instrumentos de poda. También se transmite por semilla, sobre todo en el caso de los portadores asintomáticos, y por polen.

Distribución geográfica: Detectado inicialmente en Estados Unidos, el ASBVd se ha descrito también en otras áreas del mundo donde este cultivo es relevante como América del Sur, Australia, Suráfrica y la Cuenca Mediterránea (incluyendo España e Israel).

Referencias:

- Daròs, J.A., Marcos, J.F., Hernández, C., Flores, R. (1994). Replication of avocado sunblotch viroid: Evidence for a symmetric pathway with two rolling circles and hammerhead ribozyme processing. *Proc. Natl. Acad. Sci. USA* 91: 12813–12817.
- Flores, R., Daròs, J.A., Hernández, C. (2000). The *Avsunviroidae* family: viroids containing hammerhead ribozymes. *Adv. Virus Res.* 55: 271–323.
- Hutchins, C., Rathjen, P.D., Forster, A.C., Symons, R.H. (1986). Self-cleavage of plus and minus RNA transcripts of avocado sunblotch viroid. *Nucleic Acids Res.* 14: 3627–3640.
- Palukaitis, P., Hatta, T. Alexander D.M., Symons R.H. (1979). Characterization of a viroid associated with avocado sunblotch disease. *Virology* 99: 145–151.
- Semancik, J.S., Szychowski, J.A. (1994). Avocado sunblotch disease: A persistent viroid infection in which variants are associated with differential symptoms. *J. Gen. Virol.* 75: 1543–1549.
- Symons, R.H. (1981). Avocado sunblotch viroid: Primary sequence and proposed secondary structure. *Nucleic Acids Res.* 9: 6527–6537.

Chrysanthemum stunt viroid (CSVd)

Viroide del enanismo del crisantemo

Taxonomía: Familia: *Pospiviroidae*; Género: *Pospiviroid*.

Descripción: RNA monocatenario circular de 354, 356 nucleótidos con una estructura secundaria de mínima energía libre en forma de varilla, con regiones cuyas bases están apareadas que alternan con bucles cuyas bases están desapareadas.

Citopatología: Ninguna descrita.

Huéspedes: En infección natural se ha descrito en crisantemo, *Ageratum* sp. y petunia, pero tiene una gama de huéspedes experimentales muy amplia.

Sintomatología: Los síntomas más característicos consisten en una disminución del tamaño de las plantas, que tienen entrenudos cortos, la lámina foliar menos desarrollada y manchas cloróticas. El botón floral, que en muchas variedades comerciales suele aparecer cuando las plantas tienen 19–20 hojas, se adelanta aproximadamente de 7 a 10 días y aparece cuando la planta tiene 9–12 hojas. Ello conlleva la pérdida de valor comercial, ya que en nuestro país la comercialización de crisantemos es sobre todo para el día 1 de noviembre.

Transmisión: La vía fundamental de transmisión es mediante propagación vegetativa de esquejes procedentes de plantas madre infectadas, y mediante transmisión mecánica por las herramientas de corte.

Distribución geográfica: Mundial. CSVd está presente en casi todas las zonas de cultivo de esta especie. CSVd se encuentra en la lista A2 de patógenos de cuarentena (OEPP/EPPO).

Referencias:

- Duran–Vila, N., Romero–Durbán, J., Hernández, M. (1996). Detection and eradication of chrysanthemum stunt viroid in Spain. Bulletin OEPP/EPPO 26: 399–405.
- Duran–Vila, N., Hernández, M. (1995). Enfermedades producidas por viroides: el enanismo del crisantemo. Phytoma 66: 24–27.
- Haseloff, J., Symons, R.H. (1981). Chrysanthemum stunt viroid: Primary sequence and secondary structure. Nucleic Acids Res. 9: 2741–2752.
- Romero–Durbán, J., Cambra, M., Duran–Vila, N. (1995). A simple imprint hybridization method for detection of viroids. J. Virol. Methods 55: 37–47.

Citrus bent leaf viroid (CBLVd)

Viroide de la hoja curvada de los cítricos

Sinónimos: Viroide I de los cítricos (CVd-I), Viroide variable de los cítricos (CVaVd).

Taxonomía: Familia: *Pospiviroidae*; Género: *Apscaviroid*

Descripción: RNA monocatenario circular de 327 nucleótidos con una estructura secundaria de mínima energía libre en forma de varilla, con regiones cuyas bases están apareadas que alternan con bucles cuyas bases están desapareadas. Se han descrito también un grupo de variantes de menor tamaño (318 nt).

Citopatología: Ninguna descrita.

Huéspedes: Son hospedantes naturales prácticamente todos los miembros de la familia Rutaceae. Dentro de esta familia se ha detectado en las especies y variedades de los géneros *Citrus* y *Poncirus*. Se ha transmitido experimentalmente a especies de los géneros *Fortunella*, *Microcitrus*, y *Severinia* que han sido ensayadas. Tiene un rango de huéspedes prácticamente restringido a los cítricos y sus relativos, pero se ha logrado transmitir a aguacate.

Sintomatología: Solo se han descrito síntomas en cidro, donde produce epinastia leve en algunas hojas como consecuencia de una necrosis puntual en el nervio central, pero a veces se observan síntomas más acusados conocidos como “síndrome variable”, caracterizado por zonas de planta con síntomas más acusados que alternan con zonas en que las hojas son prácticamente asintomáticas. Los árboles injertados en *Poncirus trifoliata* son ligeramente más pequeños.

Transmisión: La vía fundamental de transmisión es mediante propagación vegetativa de yemas infectadas, y mediante transmisión mecánica por las herramientas de corte y poda.

Distribución geográfica: Mundial. CBLVd está presente en casi todas las zonas de cultivo de cítricos. En países en los que se encuentra disponible material certificado libre de viroides, este patógeno puede llegar a erradicarse.

Referencias:

- Ashulin, L., Lachman, O., Hadas, R., Bar-Joseph, M. (1991). Nucleotide sequence of a new viroid species, citrus bent leaf viroid (CBLVd) isolated from grapefruit in Israel. *Nucleic Acids Res.* 19: 4767.

- Barbosa, C.J., Pina, J.A., Bernad, L., Serra, P., Navarro, L., Duran–Vila, N. (2005). Mechanical transmisión of citrus viroids. *Plant Disease* 89: 749–754.
- Duran–Vila, N. (2000). Enfermedades producidas por viroides y agentes similares. En: *Enfermedades de los cítricos*. Duran–Vila, N. y Moreno P. (eds). pp: 87–92. SEF–Ediciones Mundi–Prensa.
- Duran–Vila, N., Semancik, J.S. (2003) Citrus viroids. In: *Viroids*. Hadidi, A., Flores, R., Randles, J., and Semancik, J. (eds.). pp: 178–194. CSIRO Publishing. Australia.
- Duran–Vila, N., Roistacher, C.N., Rivera–Bustamante, R., Semancik, J. S. (1988). A definition of citrus viroid groups and their relationship to the exocortis disease. *J. Gen. Virol.* 69: 3069–3080.
- Foissac, X., Duran–Vila, N. (2000). Characterization of two citrus apscaviroids isolated in Spain. *Arch. Virol.* 145: 1975–1983.
- Semancik, J.S., Rakowski, A.G., Bash, J.A., Gumpf, D.J. (1997). Application of selected viroids for dwarfing and enhancement of production of “Valencia” orange. *J. Hort. Sci.* 72: 563–570.
- Vernière, C., Perrier, X., Dubois, C., Dubois, A., Botella, L., Chabrier, C., Bové, J.M., Duran–Vila, N. (2004). Citrus viroids: Symptom expression and effect on vegetative growth and yield on clementine trees grafted on trifoliate orange. *Plant Disease* 88: 1189–1197.
- Vernière, C., Perrier, X., Dubois, C., Dubois, A., Botella, L., Chabrier, C., Bové, J.M., Duran–Vila, N. (2006). Interactions between citrus viroids affect symptom expression and field performance of clementine trees grafted on trifoliate orange. *Phytopathology* 96: 356–368.

Citrus exocortis viroid (CEVd)

Viroide de la exocortis de los cítricos

Sinónimos: Cuello escamoso (*scaly butt*), enfermedad de la lima Rangpur (*Rangpur lime disease*).

Taxonomía Familia: *Pospiviroidae*; Género: *Pospiviroid*

Descripción: RNA monocatenario circular de 370–375 nucleótidos, con una estructura secundaria de mínima energía libre en forma de varilla, con regiones cuyas bases están apareadas, que alternan con bucles cuyas bases están desapareadas. Se han identificado variantes con distinta agresividad.

Citopatología: En plantas de *G. aurantiaca* y tomate se han descrito malformaciones de la pared celular y la presencia de “plasmalemosomas” o proliferaciones de la membrana celular.

Huéspedes: En infección natural se encuentran afectados prácticamente todos los miembros de la familia Rutaceae. Dentro de esta familia se ha detectado en la mayoría de las especies y variedades de los géneros *Citrus*, *Poncirus* y *Fortunella*, y también se ha transmitido experimentalmente a algunas especies de los géneros *Microcitrus* y *Severinia*. Se ha descrito como infección natural en viña, tomate, berenjena, nabo y zanahoria. Experimentalmente se ha transmitido a petunia, crisantemo, pepino, pimiento, petunia, *Gynura aurnatiaca*, *G. sarmentosa*, *Physalis* spp., *Solanum* spp., *Tagetes patula* y *Zinnia elegans*.

Sintomatología: En especies de cítricos sensibles, el CEVd produce descamaciones de la corteza y enanismo. Son sensibles *Poncirus trifoliata*, sus híbridos citrange Troyer y citrange Carrizo, y la lima Rangpur, todos ellos utilizados como patrones. Las especies comúnmente utilizadas como variedades en nuestro país son tolerantes, pero cuando se hallan injertadas sobre un patrón sensible, el árbol es poco vigoroso y a veces la copa es amarillenta y poco densa. El cidro y las especies herbáceas sensibles presentan enanismo acusado, epinastia, necrosis de las nerviaduras y malformación de las hojas.

Transmisión: La vía fundamental de transmisión es mediante propagación vegetativa de yemas infectadas, y mediante transmisión mecánica por las herramientas de corte y poda.

Distribución geográfica: Mundial. CEVd está presente en casi todas las zonas de cultivo de cítricos. En países en los que se encuentra disponible material certificado libre de viroides, este patógeno puede llegar a erradicarse.

Referencias:

- Barbosa, C.J., Pina, J.A., Bernad, L., Serra, P., Navarro, L., Duran–Vila, N. (2005). Mechanical transmission of citrus viroids. *Plant Disease* 89: 749–754.
- Duran–Vila, N. (2000). Enfermedades producidas por viroides y agentes similares. En: *Enfermedades de los cítricos*. Duran–Vila, N. y Moreno P. (eds). pp: 87–92. SEF–Ediciones Mundi–Prensa.
- Duran–Vila, N. (2004). Enfermedades de los cítricos causadas por viroides: exocortis y caquexia. *Vida Rural* 188: 52–56
- Duran–Vila, N., Semancik, J.S. (2003) Citrus viroids. In: *Viroids*. Hadidi, A., Flores, R., Randles, J., and Semancik, J. (eds.). pp: 178–194. CSIRO Publishing. Australia.
- Duran–Vila, N., Roistacher, C. N., Rivera–Bustamante, R., Semancik, J. S. (1988). A definition of citrus viroid groups and their relationship to the exocortis disease. *J. Gen. Virol.* 69: 3069–3080.
- Fagoaga, C., Duran–Vila, N. (1996). Naturally occurring variants of citrus exocortis viroid in vegetable crops. *Plant Pathol.* 45: 45–53.
- Fagoaga, C., Semancik, J.S., Duran–Vila, N. (1995). A citrus exocortis viroid variant from broad bean (*Vicia faba* L.): Infectivity and pathogenesis. *J. Gen. Virol.* 76: 2271–2277.
- García–Arenal, F., Pallás, V., Flores, R. (1987). The sequence of a viroid from grapevine closely related to severe isolates of citrus exocortis viroid. *Nucleic Acids Res.* 15: 4203–4210.
- Semancik, J.S., Weathers, L.G. (1972). Exocortis virus: An infectious free–nucleic acid plant virus with unusual properties. *Virology* 46: 456–466.
- Vernière, C., Perrier, X., Dubois, C., Dubois, A., Botella, L., Chabrier, C., Bové, J.M., Duran–Vila, N. (2004). Citrus viroids: Symptom expression and effect on vegetative growth and yield on clementine trees grafted on trifoliolate orange. *Plant Disease* 88: 1189–1197.
- Vernière, C., Perrier, X., Dubois, C., Dubois, A., Botella, L., Chabrier, C., Bové, J.M., Duran–Vila, N. (2006). Interactions between citrus viroids affect symptom expression and field performance of clementine trees grafted on trifoliolate orange. *Phytopathology* 96: 356–368.

Citrus viroid III (CVd–III) Viroide III de los cítricos

Taxonomía: Familia: *Pospiviroidae*; Género: *Apscaviroid*

Descripción: RNA monocatenario circular de 294 ó 297 nucleótidos según el tipo de variante. Presenta una estructura secundaria de mínima energía libre en forma de varilla con regiones cuyas bases están apareadas, que alternan con bucles cuyas bases están des- apareadas. Se han descrito varias variantes de este viroide.

Citopatología: Ninguna descrita.

Huéspedes: En infección natural se encuentran afectados prácticamente todos los miembros de la familia Rutaceae. Dentro de esta familia se ha detectado en la mayoría de las especies y variedades de los géneros *Citrus* y *Poncirus*, y también se ha transmitido experimentalmente a algunas especies de los géneros *Fortunella*, *Microcitrus* y *Severinia*. Tiene un rango de huéspedes restringido a los cítricos y especies emparentadas.

Sintomatología: Sólo se han descrito síntomas en cidro, en el que produce epinastia en hojas como consecuencia de necrosis y anillamiento del peciolo. Causa enanismo en árboles injertados en *Poncirus trifoliata*, y en algunas ocasiones se han observado síntomas de “huellas dactilares” (“finger imprint” en inglés) en árboles cultivados bajo determinados regímenes hídricos.

Transmisión: La vía fundamental de transmisión es mediante propagación vegetativa de yemas infectadas, y mediante transmisión mecánica por las herramientas de corte y poda.

Distribución geográfica: Mundial. CVd–III está presente en casi todas las zonas de cultivo de cítricos. En países en los que se encuentra disponible material certificado libre de viroides, este patógeno puede llegar a erradicarse.

Referencias:

- Barbosa, C.J., Pina, J.A., Bernad, L., Serra, P., Navarro, L., Duran–Vila, N. (2005). Mechanical transmission of citrus viroids. *Plant Disease* 89: 749–754.
- Duran–Vila, N. (2000). Enfermedades producidas por viroides y agentes similares. En: *Enfermedades de los cítricos*. Duran–Vila, N. y Moreno P. (eds). pp: 87–92. SEF–Ediciones Mundi–Prensa.
- Duran–Vila, N. and Semancik, J.S. (2003) Citrus viroids. In: *Viroids*. Hadidi, A., Flores, R., Randles, J., and Semancik, J. (eds.). pp: 178–194. CSIRO Publishing. Australia.

- Duran–Vila, N., Roistacher, C.N., Rivera–Bustamante, R., Semancik, J.S. (1988). A definition of citrus viroid groups and their relationship to the exocortis disease. *J. Gen. Virol.* 69: 3069–3080.
- Foissac, X., Duran–Vila, N. (2000). Characterization of two citrus apscaviroids isolated in Spain. *Arch. Virol.* 145: 1975–1983.
- Rakowski, A.G., Szychowski, J.A., Avena, Z.S., Semancik, J.S. (1994). Nucleotide sequence and structural features of the Group III citrus viroids. *J. Gen. Virol.* 75: 3581–3584.
- Semancik, J.S., Rakowski, A.G., Bash, J.A., Gumpf, D.J. (1997). Application of selected viroids for dwarfing and enhancement of production of “Valencia” orange. *J. Hort. Sci.* 72: 563–570.
- Vernière, C., Perrier, X., Dubois, C., Dubois, A., Botella, L., Chabrier, C., Bové, J.M., Duran–Vila, N. (2004). Citrus viroids: Symptom expression and effect on vegetative growth and yield on clementine trees grafted on trifoliolate orange. *Plant Disease* 88: 1189–1197.
- Vidalakis, G., Gumpf, D.J., Bash, J.A., Semancik, J.S. (2004). Finger imprint of *Poncirus trifoliata*: A specific interaction of a viroid, a host, and irrigation. *Plant Disease* 88: 709–713.
- Vernière, C., Perrier, X., Dubois, C., Dubois, A., Botella, L., Chabrier, C., Bové, J.M., Duran–Vila, N. (2006). Interactions between citrus viroids affect symptom expression and field performance of clementine trees grafted on trifoliolate orange. *Phytopathology* 96: 356–368.

Citrus viroid IV (CVd–IV) Viroide IV de los cítricos

Taxonomía: Familia: *Pospiviroidae*; Género: *Cocadviroid*

Descripción: RNA monocatenario circular de 284 nucleótidos con una estructura secundaria de mínima energía libre en forma de varilla, con regiones cuyas bases están apareadas, que alternan con bucles cuyas bases están desapareadas. Se le considera como un viroide quimérico entre CEVd y HSVd.

Citopatología: Ninguna descrita.

Huéspedes: En infección natural se encuentran afectados prácticamente todos los miembros de la familia Rutaceae. Dentro de esta familia se ha detectado en la mayoría de las especies y variedades de los géneros *Citrus* y *Poncirus* y también se ha transmitido experimentalmente a algunas especies de los géneros *Fortunella*, *Microcitrus* y *Severinia*. Como infección natural sólo se ha descrito en cítricos, pero experimentalmente se ha transmitido a crisantemo, pepino, tomate y *Datura stramonium*.

Sintomatología: En *Poncirus trifoliata* produce grietas en la corteza. En cidro produce epinastia en hojas como consecuencia de necrosis y anillamiento del peciolo.

Transmisión: La vía fundamental de transmisión es mediante propagación vegetativa de yemas infectadas, y mediante transmisión mecánica por las herramientas de corte y poda.

Distribución geográfica: Mundial. CVd–IV está presente en casi todas las zonas de cultivo de cítricos. En países en los que se encuentra disponible material certificado libre de viroides, este patógeno puede llegar a erradicarse.

Referencias:

- Barbosa, C.J., Pina, J.A., Bernad, L., Serra, P., Navarro, L., Duran–Vila, N. (2005). Mechanical transmisión of citrus viroids. *Plant Disease* 89: 749–754.
- Duran–Vila, N. (2000). Enfermedades producidas por viroides y agentes similares. En: *Enfermedades de los cítricos*. Duran–Vila, N. y Moreno P. (eds). pp: 87–92. SEF–Ediciones Mundi–Prensa.
- Duran–Vila, N., Semancik, J.S. (2003) Citrus viroids. In: *Viroids*. Hadidi, A., Flores, R., Randles, J., and Semancik, J. (eds.). pp: 178–194. CSIRO Publishing. Australia.

- Duran–Vila, N., Roistacher, C.N., Rivera–Bustamante, R., Semancik, J.S. (1988). A definition of citrus viroid groups and their relationship to the exocortis disease. *J. Gen. Virol.* 69: 3069–3080.
- Puchta, H., Ramm, K., Luckinger, R., Hadas, R., Bar–Joseph, M., Sanger, H.L. (1991). Primary and secondary structure of citrus viroid IV (CVd IV), a new chimeric viroid present in dwarfed grapefruit in Israel. *Nucleic Acids Research* 19: 6640.
- Verniere, C., Perrier, X., Dubois, C., Dubois, A., Botella, L., Chabrier, C., Bove, J.M., Duran–Vila, N. (2004). Citrus viroids: Symptom expression and effect on vegetative growth and yield on clementine trees grafted on trifoliolate orange. *Plant Disease* 88: 1189–1197.
- Verniere, C., Perrier, X., Dubois, C., Dubois, A., Botella, L., Chabrier, C., Bove, J.M., Duran–Vila, N. (2006). Interactions between citrus viroids affect symptom expression and field performance of clementine trees grafted on trifoliolate orange. *Phytopathology* 96: 356–368.

Eggplant latent viroid (ELVd)

Viroide latente de la berenjena

Taxonomía: Familia: *Avsunviroidae*; Género: *Elaviroid*

Descripción: RNA monocatenario circular de 332–335 nucleótidos con una estructura secundaria de mínima energía libre en forma de casi-varilla que permite la adquisición de estructuras subóptimas y la formación de estructuras de cabeza de martillo con actividad ribozimática.

Citopatología: No se ha descrito.

Huéspedes: Sólo se ha descrito en berenjena. No se han encontrado otros huéspedes experimentales.

Sintomatología: Las plantas de berenjena infectadas no muestran ningún síntoma.

Transmisión: Se transmite mecánicamente y por semilla.

Distribución geográfica: Sólo se ha descrito en España.

Referencias:

- Fadda, Z., Daròs, J.A., Fagoaga, C., Flores, R., Duran-Vila, N. (2003). Eggplant Latent Viroid (ELVd): Candidate Type Species for a New Genus Within Family *Avsunviroidae* (Hammerhead Viroids). *J. Virol.* 77: 6528–6532
- Fagoaga, C., Pina, J.A., Duran-Vila, N. (1994). Occurrence of small RNAs in severely diseased vegetable crops. *Plant Disease* 78: 749–753.

Grapevine yellow speckle viroid 1 (GYSVd-1) Viroide 1 del moteado amarillo de la viña

Sinónimos: Viroide de la viña-f (GV-f)

Taxonomía: Familia: *Pospiviroidae*; Género: *Apscaviroid*

Descripción: RNA monocatenario circular de 366–368 nucleótidos con una estructura secundaria de mínima energía libre en forma de varilla, con regiones cuyas bases están apareadas, que alternan con bucles cuyas bases están desapareadas.

Citopatología: Ninguna descrita.

Huéspedes: En infección natural se encuentran afectados prácticamente todos los cultivos y patrones de viña. No se ha transmitido a otros huéspedes experimentales.

Sintomatología: Induce un moteado amarillo distribuido por toda la superficie de las hojas. El moteado puede variar de unas pocas manchas en una o dos hojas hasta un moteado tan prominente que llega a cubrir prácticamente toda la superficie de la hoja. La manifestación de síntomas requiere unas condiciones ambientales muy precisas, por lo que los síntomas se observan con mucha frecuencia en Australia y sólo esporádicamente en Europa. Viñas coinfectadas con GYSVd-1 y con el virus del entrenudo corto infeccioso (GFLV) muestran una variegación reticular característica (en inglés, “vein banding”) que se ha asociado a un efecto sinérgico entre ambos patógenos.

Transmisión: La vía fundamental de transmisión es mediante propagación vegetativa de yemas infectadas, y mediante transmisión mecánica por las herramientas de corte y poda. Hay discrepancias acerca de la transmisión por semilla.

Distribución geográfica: Mundial. GYSVd-1 está presente en todas las zonas de cultivo de la vid.

Referencias:

- Flores, R., Duran-Vila, N., Pallás, V., Semancik, J.S. (1985). Detection of viroid and viroid-like RNAs from grapevine. *J. Gen. Virol.* 66: 2095–2102.
- Rezaian, M.A., Koltunow, A.M., Krake, L.R. (1988). Isolation of three viroids and a circular RNA from grapevines. *J. Gen. Virol.* 69: 413–422.
- Koltunow, A.M., Rezaian, M.A. (1988). Grapevine yellow speckle viroid: Structural features of a new viroid group. *Nucleic Acids Research* 16: 849–864.

- Szychowski, J.A., Doazan, J.P., Lecalir, P., Garnier, M., Credi, R., Minafra, A., Duran-Vila, N., Wolpert, J.A., Semancik, J.S. (1991). Relationship and patterns of distribution among grapevine viroids from California and Europe. *Vitis* 30: 25–36.
- Szychowski, J.A., McKenry, M.V., Walker, M.A., Wolpert, J.A., Credi, R. Semancik, J.S. (1995). The vein-banding disease syndrome: A synergistic reaction between grapevine viroids and fanleaf virus. *Vitis* 34: 229–232.
- Szychowski, J.A., Credi, R., Reanwarakorn, K., Semancik, J.S. (1998). Population diversity in grapevine yellow speckle viroid-1 and the relationship to disease expression. *Virology* 248: 432–444.

Grapevine yellow speckle viroid 2 (GYSVd-2) Viroide 2 del moteado amarillo de la viña

Taxonomía: Familia: *Pospiviroidae*; Género: *Apscaviroid*

Descripción: RNA monocatenario circular de 363 nucleótidos con una estructura secundaria de mínima energía libre en forma de varilla, con regiones cuyas bases están apareadas, que alternan con bucles cuyas bases están desapareadas.

Citopatología: Ninguna descrita.

Huéspedes: En infección natural se encuentran afectados muchos cultivares de viña y, en particular, los de uva de mesa. No se ha transmitido a otros huéspedes experimentales.

Sintomatología: Al igual que el GYSVd-1, induce moteado amarillo distribuido por toda la superficie de las hojas. El moteado puede variar de unas pocas manchas en una o dos hojas hasta un moteado tan prominente que cubra prácticamente toda la superficie de la hoja. La manifestación de síntomas requiere unas condiciones ambientales muy precisas, por lo que los síntomas se observan con mucha frecuencia en Australia y sólo esporádicamente en Europa. Vides coinfectadas con GYSVd-2 y con el virus del entrenudo corto infeccioso (GFLV) muestran una variegación reticular (en inglés “vein banding”) característica que se ha asociado a un efecto sinérgico entre ambos patógenos.

Transmisión: La vía fundamental de transmisión es mediante propagación vegetativa de yemas infectadas, y mediante transmisión mecánica por las herramientas de corte y poda.

Distribución geográfica: Mundial. GYSVd-2 está presente en todas las zonas de cultivo de la vid, pero se ha encontrado con más frecuencia en variedades de uva de mesa.

Referencias:

- Koltunow, A.M., Rezaian, M.A. (1988). Grapevine yellow speckle viroid: Structural features of a new viroid group. *Nucleic Acids Research* 16: 849–864.
- Rezaian, M.A., Koltunow, A.M., Krake, L.R. (1988). Isolation of three viroids and a circular RNA from grapevines. *J. Gen. Virol.* 69: 413–422.
- Szychowski, J.A., Doazan, J.P., Lecalir, P., Garnier, M., Credi, R., Minafra, A., Duran-Vila, N., Wolpert, J.A., Semancik, J.S. (1991). Relationship and patterns of distribution among grapevine viroids from California and Europe. *Vitis* 30: 25–36.

- Szychowski, J.A., McKenry, M.V., Walker, M.A., Wolpert, J.A., Credi, R. Semancik, J.S. (1995). The vein-banding disease syndrome: A synergistic reaction between grapevine viroids and fanleaf virus. *Vitis* 34: 229–232.
- Szychowski, J.A., Credi, R., Reanwarakorn, K., Semancik, J.S. (1998). Population diversity in grapevine yellow speckle viroid-1 and the relationship to disease expression. *Virology* 248: 432–444.

Hop latent viroid (HLVd)

Viroide latente del lúpulo

Taxonomía: Familia: Pospiviroidae; Género: Cocadviroid

Descripción: RNA circular, monocatenario y desnudo, de 256 nucleótidos.

Citopatología: Ninguna descrita.

Huéspedes: Originalmente detectado en lúpulo. No se ha detectado en otro huésped excepto en *Urtica dioica* en Alemania.

Sintomatología: Las plantas infectadas del cultivar ‘Omega’ son más pálidas, crecen más lentamente y producen menos ramificaciones. En otros cultivares el viroide permanece latente o induce síntomas menos evidentes. En general, las plantas afectadas presentan una marcada reducción del contenido en alpha-ácidos de hasta el 50%.

Transmisión: Fácilmente transmisible por métodos mecánicos. No se ha observado transmisión ni por pulgones ni por polen.

Distribución geográfica: Mundial; en España se ha citado en León.

Referencias:

- Barbara, D.J. Adams, A.N. (2003). *Hop latent viroid* (HLVd). In: VIROIDS. Hadidi, A., Randles, J., Semancik, J. and Flores, R. (eds.). pp: 213–217. APS Press, St Paul, USA.
- Pallas, V., Navarro, A., Flores, R. (1987). Isolation of a viroid like RNA from hop, different from Hop stunt viroid. *Journal of General Virology* 68: 3201–3205.
- Puchta, H., Ramm, K., Sanger, H. (1988). The molecular structure of hop latent viroid (HLV), a new viroid occurring worldwide in hops. *Nucleic Acids Research* 16, 4197–4216.

Hop stunt viroid (HSVd) Viroide del enanismo del lúpulo

Sinónimos:

Viroide del fruto pálido del pepino (CPFVd). Término que se utilizó para designar un viroide detectado en pepino antes que fuera secuenciado.

Viroide de la cachexia de los cítricos (CCaVd).

Viroide II de los cítricos (CVd-II).

Viroide B de los cítricos (CBVd).

Taxonomía: Familia: *Pospiviroidae*; Género: *Hostuviroid*

Descripción: RNA circular monocatenario de 297–302 nucleótidos con alto contenido en estructura secundaria. En cítricos se han descrito dos tipos de variantes que se comportan de forma distinta al infectar huéspedes sensibles.

Citopatología: Ninguna descrita.

Huéspedes: Originalmente se ha detectado como infección natural en lúpulo, pepino, ciruelo, melocotonero, albaricoquero, almendro, granado y cítricos. En España se ha detectado en los cinco últimos cultivos. Este viroide tiene una gama de huéspedes experimentales muy amplia.

Sintomatología: En ciruelo y melocotonero provoca manchas rojizas en el pericarpo e irregularidades en frutos jóvenes, enfermedad conocida con el nombre de ‘fruto picado del ciruelo o melocotonero’. Hasta la fecha, aunque el viroide se ha detectado en estos cultivos, la enfermedad no ha sido descrita en España. En albaricoquero se ha descrito recientemente la asociación de este viroide con la enfermedad conocida con el nombre de ‘degeneración del fruto’ que ocasiona irregularidades de la piel y pérdida de propiedades organolépticas. En especies sensibles de cítricos produce la enfermedad conocida como “cachexia” o “xiloprosis” que se caracteriza por la aparición de acanaladuras en la madera, que pueden estar impregnadas de goma. Son sensibles a esta enfermedad los mandarinos, clementinos y satsumas, así como algunas especies utilizadas como patrones como *Citrus macrophylla* y la lima Rangpur. La manifestación de síntomas depende de las condiciones ambientales de la zona de cultivo. En España los efectos más agresivos se han observado en limoneros injertados sobre *C. macrophylla* en la región de Murcia. Los síntomas en mandarina y clementino suelen ser muy suaves en la Comunidad Valenciana y algo más fuerte en Andalucía.

Transmisión: La vía fundamental de transmisión es mediante propagación vegetativa de yemas infectadas, y mediante transmisión mecánica por las herramientas de corte y poda.

Distribución geográfica: En frutales se ha descrito en Europa, Norteamérica y Japón. En cítricos se ha descrito en la mayoría de zonas de cultivo.

Referencias:

- Amari, K., Ruiz, D., Gómez, G., Sánchez–Pina, M.A., Pallás, V., Egea, J. (2007). An important new apricot disease in Spain is associated with Hop stunt viroid infection. *European Journal of Plant pathology* 118: 173–181.
- Astruc, N., Marcos, J.F., Macquaire, G., Candresse, T., Pallas, V. (1996). Studies on the diagnosis of hop stunt viroid in fruit trees: Identification of new hosts and application of a nucleic acid extraction procedure based on non–organic solvents. *European Journal of Plant Pathology* 102: 837–846.
- Duran–Vila, N. (2000). Enfermedades producidas por viroides y agentes similares. En: *Enfermedades de los cítricos*. Duran–Vila, N. y Moreno P. (eds). pp: 87–92. SEF–Ediciones Mundi–Prensa.
- Duran–Vila, N. (2004). Enfermedades de los cítricos causadas por viroides: exocortis y caquexia. *Vida Rural* 188: 52–56.
- Duran–Vila, N., Roistacher, C.N., Rivera–Bustamante, R., Semancik, J.S. (1988). A definition of citrus viroid groups and their relationship to the exocortis disease. *J. Gen. Virol.* 69: 3069–3080.
- Duran–Vila, N. and Semancik, J.S. (2003) Citrus viroids. En: *Viroids*. Hadidi, A., Flores, R., Randles, J., and Semancik, J. (eds.). pp: 178–194. CSIRO Publishing. Australia.
- Kofalvi, S.A., Marcos, J.F., Cañizares, M.C, Pallás, V., Candresse, T. (1997). Hop stunt viroid (HSVd) sequence variants from *Prunus* species: evidence for recombination between HSVd isolates. *Journal of General Virology* 78: 3177–3186.
- Palacio–Bielsa, A., Romero–Durbán, J., and Duran–Vila, N. (2004). Characterization of citrus HSVd isolates. *Arch. Virol.* 149: 537–552.
- Pallás, V., Navarro, A., Flores, R. (1987). Isolation of a viroid like RNA from hop, different from Hop stunt viroid. *Journal of General Virology* 68: 3201–3205.
- Pallás, V., Gómez, G., Amari, K., Cañizares M.C. Y Candresse, T. (2003). Hop stunt viroid (HSVd) in apricot and almond. In: *VIROIDS*. Hadidi, A., Randles, J., Semancik, J. and Flores, R. (eds.). pp: 168–170. APS Press, St Paul, USA.
- Semancik, J.S., Roistacher, C.N., Rivera–Bustamante R, Duran–Vila N. (1988). Citrus cachexia viroid, a new disease of citrus: Relationship to viroids of the exocortis disease complex. *J Gen Virol.* 69: 3059–3068.

Peach latent mosaic viroid (PLMVd)

Viroide del mosaico latente del melocotonero

Taxonomía: Familia: *Avsunviroidae*; Género: *Pelamoviroid*.

Descripción: RNA monocatenario circular de 335–351 nucleótidos con una estructura secundaria de mínima energía libre ramificada formada por múltiples horquillas y estabilizada por un pseudonudo. Esta estructura es muy probablemente relevante in vivo. Las cadenas de ambas polaridades son capaces de formar ribozimas de cabeza de martillo que tienen un papel clave en la replicación.

Citopatología: Alteraciones del cloroplasto.

Huéspedes: El PLMVd afecta a melocotonero y sus híbridos. Hay discrepancias acerca de si también infecta a otras especies frutales (de los géneros *Prunus*, *Pyrus* y *Malus*), en las que no se han descrito síntomas característicos.

Sintomatología: En condiciones de campo los síntomas no se manifiestan inmediatamente, sino tras un período de tiempo variable. El término “latente” en la denominación de la enfermedad, hace referencia por una parte a que la mayoría de las infecciones naturales transcurren sin inducir síntomas foliares aparentes y, por otra, a que las primeras alteraciones patológicas se observan transcurridos al menos dos años después de efectuada la plantación con material infectado.

Los primeros síntomas consisten principalmente en retrasos en la floración, brotación y maduración, así como alteraciones más o menos acusadas de distintos órganos de la planta. Las flores presentan pétalos con estriaciones y los frutos agrietamientos de la línea de sutura, decoloraciones y deformaciones. Las yemas también pueden necrosarse y algunas cepas del agente causan acanaladuras de la madera de los tallos (stem pitting). Muy raramente se observan síntomas foliares consistentes en un mosaico amarillento que en algunos aislados muy agresivos llegan a cubrir toda la superficie foliar (calico) o a inducir necrosis de los márgenes de las hojas. A partir del quinto año los árboles afectados disminuyen su densidad foliar, presentando un típico porte abierto (open habit) y son más susceptibles al ataque por agentes bióticos y abióticos, que causan finalmente su muerte precoz.

Transmisión: La vía principal es mediante propagación vegetativa de material infectado, y por transmisión mecánica con las herramientas de poda. No se transmite por semilla.

Distribución geográfica: Mundial. PLMVd se ha detectado en todas las zonas de cultivo del melocotonero.

Referencias:

- Ambrós, S., Hernández, C., Desvignes, J.C., Flores, R. (1998). Genomic structure of three phenotypically different isolates of peach latent mosaic viroid: implications of the existence of constraints limiting the heterogeneity of viroid quasi-species. *J. Virol.* 72: 7397–7406.
- Desvignes, J.C. (1986). Peach latent mosaic and its relation to peach mosaic and peach yellow mosaic virus diseases. *Acta Horticulturae* 193: 51–57.
- Flores, R., Llácer, G. (1988). Isolation of a viroid-like RNA associated with peach latent mosaic disease. *Acta Horticulturae* 235: 325–332.
- Flores, R., Delgado, S., Rodio, M.E., Ambrós, S., Hernández, C., Di Serio, F. (2006). Peach latent mosaic viroid: not so latent. *Molecular Plant Pathology* 7: 209–221.
- Hadidi, A., Giunchedi, L., Shamloul, A.M., Poggi-Pollini, C., Amer, M.A. (1997). Occurrence of peach latent mosaic viroid in stone fruits and its transmission with contaminated blades. *Plant Disease* 81: 154–158.
- Hernández, C., Flores, R. (1992). Plus and minus RNAs of peach latent mosaic viroid self-cleave *in vitro* via hammerhead structures. *Proc. Natl. Acad. Sci. USA* 89: 3711–3715.
- Malfitano, M., Di Serio, F., Covelli, L., Ragozzino, A., Hernández, C., Flores, R. (2003). Peach latent mosaic viroid variants inducing peach calico contain a characteristic insertion that is responsible for this symptomatology. *Virology* 313: 492–501.

Pear blister canker viroid (PBCVd) Viroide de los chancros pustulosos del peral

Taxonomía: Familia: *Pospiviroidae*; Género: *Apscaviroid*

Descripción: RNA monocatenario circular de 315–316 nucleótidos con una estructura secundaria de mínima energía libre en forma de cuasi-varilla con regiones de doble hélice que alternan con bucles con bases desapareadas.

Citopatología: Ninguna descrita.

Huéspedes: Los únicos hospedantes naturales del PBCVd son el peral y el membrillero, y existen indicios recientes de que también pudiera serlo el nashi. Este viroide ha sido transmitido experimentalmente a otras quince especies del género *Pyrus*, a cinco especies del género *Malus*, y a algunas especies de los géneros *Chaenomeles*, *Cydonia* y *Sorbus*, aunque en todos los casos sin síntomas. También se ha transmitido a la planta herbácea pepino, que reacciona con una ligera rugosidad de las hojas o asintomáticamente.

Sintomatología: La distribución y relevancia patogénica del PBCVd ha sido muy probablemente subestimada porque la mayoría de los cultivares de peral son tolerantes. En el peral indicador A20 los síntomas en condiciones de campo sólo se expresan en corteza aproximadamente dos años después de la inoculación y consisten en pústulas o grietas superficiales en la epidermis que, progresivamente, evolucionan a chancros, escamas y hendiduras profundas, que causan la muerte en 5–8 años. En los indicadores alternativos Fieud 37 y Fieud 110 (dos selecciones de peral) los síntomas en invernadero, consistentes en necrosis en la base de los peciolo que luego se extiende a las hojas y a la corteza, aparecen a los 3–5 meses después de la inoculación.

Transmisión: La vía principal es mediante propagación vegetativa de material infectado, y por transmisión mecánica con las herramientas de poda. Es poco probable que se transmita por semilla.

Distribución geográfica: El PBCVd se ha descrito en Europa (Francia, España, Italia, Bosnia–Herzegovina y Grecia), África (Túnez) y Australia, y probablemente está presente en otras áreas del mundo, como Estados Unidos.

Referencias:

- Ambrós, S., Desvignes, J.C., Llácer, G., Flores, R. (1995). Pear blister canker viroid: sequence variability and causal role in pear blister canker disease. *J. Gen. Virol.* 76: 2625–2629.

- Desvignes, J.C., Cornaggia, D., Grasseau, N., Ambrós, S., Flores, R. (1999). Pear blister canker viroid: studies on host range and improved bioassay with two new pear indicators, Fieud 37 and Fieud 110. *Plant Disease* 83: 419–422.
- Flores, R., Hernández, C., Llácer, G., Desvignes, J.C. (1991). Identification of a new viroid as the putative causal agent of pear blister canker disease. *J. Gen. Virol.* 72: 1199–1204.
- Hernández, C., Elena, S.F., Moya, A., Flores, R. (1992). Pear blister canker viroid is a member of the apple scar skin viroid subgroup (apscaviroids) and also has sequence homologies with viroids from other subgroups. *J. Gen. Virol.* 73: 2503–2507.
- Shamloul, A.M., Faggioli, F., Keith, J.M., Hadidi, A. (2002). A novel multiplex RT–PCR probe capture hybridization (RT–PCR–ELISA) for simultaneous detection of six viroids in four genera: *Apscaviroid*, *Hostuviroid*, *Pelamoviroid*, and *Pospiviroid*. *J. Virol. Methods* 105: 115–121.

Bacterias

***Agrobacterium tumefaciens* (Smith y Townsend) Conn**

Tumores de frutales y rosal

Sinónimos: *A. radiobacter* pv. *tumefaciens*, *A. tumefaciens* biovar 1 y 2, *A. radiobacter*, *A. rhizogenes*.

Taxonomía: "Proteobacteria"; Alphaproteobacteria; Rhizobiales; Rhizobiaceae.

Descripción: Bacteria con forma bacilar, Gram–negativa, mótil con flagelos peritricos. No esporulada. Químio–organoheterótrofa, utiliza una amplia gama de fuentes de carbono. Se han descrito los biovars 1 y 2, basados en determinadas pruebas bioquímicas, que actualmente corresponden taxonómicamente a dos especies distintas (*A. tumefaciens* y *A. rhizogenes*). Las cepas causantes de tumores tienen un plásmido conjugativo denominado Ti, directamente relacionado con la inducción tumoral.

Huéspedes: Albaricoquero*, almendro*, avellano*, caqui*, cerezo*, ciruelo*, chopo*, crisantemo*, *Ficus benjamina**, frambueso*, manzano*, melocotonero*, membrillero*, mimbre*, nogal*, olivo*, peral*, pimiento*, rosas*, sauce*, vid*.

*Huéspedes identificados en España.

Sintomatología: Tumores debidos a la superproducción de auxinas y citoquininas que originan hipertrofia e hiperplasia de las células vegetales. Suelen aparecer en cuello y raíces con aspecto y tamaño variable, pero también en la parte aérea, aunque con menor frecuencia. Según su situación, tamaño y número pueden afectar en mayor o menor grado al desarrollo de la planta.

Transmisión: Material vegetal, suelo o substrato, agua y técnicas culturales.

Distribución geográfica: Mundial. En España, identificada con especial incidencia en viveros de frutales y de rosas.

Referencias:

- Benlloch, M. (1949). Observaciones fitopatológicas en 1948. Boletín Patología Vegetal y Entomología Agrícola 16: 203–242.
- Commonwealth Mycological Institute. (CMI). (1966). Distribution of *Agrobacterium tumefaciens* (Smith y Townsend) Conn. CMI Map 137, 2nd. Edition.
- López, M.M., Miró, M., Salcedo, C.I., Orive, R.J., Temprano, F.J., (1983). Características de los aislados españoles de *Agrobacterium tumefaciens*. Anales del Instituto Nacional de Investigaciones Agrarias 24: 239–249.

- López, M.M., Gorris, M.T., Montojo, A.M. (1988). Opine utilization by Spanish isolates of *Agrobacterium tumefaciens*. *Plant Pathology* 37: 565–572.
- Albiach, M.R., López, M.M. (1992). Plasmid heterogeneity in Spanish isolates of *Agrobacterium tumefaciens* from thirteen different hosts. *Applied and Environmental Microbiology* 58: 2683–2687.
- López, M.M., Martí, R., Morente, C., Orellana, N., Ninot, A., Aletá, N. (1994). Bacterias fitopatógenas identificadas en nogal en España. *Investigación Agraria, Producción y Protección Vegetales. Fuera de Serie 2*: 307–314.
- Cubero, J., Martínez, M.C., Llop, P., López, M.M. (1999). A simple and efficient PCR method for the detection of *Agrobacterium tumefaciens* in plant tumors. *Journal of Applied Microbiology*, 86: 591–602.
- Martí, R., Cubero, J., Daza, A., Piquer, J., Salcedo, C. I., Morente, C., López, M.M. (1999). Evidence of migration and endophytic presence of *Agrobacterium tumefaciens* in rose plants. *European Journal of Plant Pathology* 105: 39–50.
- Velázquez, E., Palomo, J.L., Lastra, B., Mateos, P.F., García, P., Martínez–Molina, E. (2001). Rapid identification of *Agrobacterium* species by Staircase Electrophoresis of Low Molecular Weight RNA (LMW RNA) profiles. *European Journal of Plant Pathology* 107: 931–938.
- Penyalver, R., Sánchez, J.J., Petit, A., Salcedo, C.I., López, M.M. (2004). Tumorigenic *Agrobacterium* sp. isolated from weeping fig in Spain. *Plant Disease* 88: 428.

***Agrobacterium vitis* Ophel y Kerr**

Tumores de la vid

Sinónimos: *Agrobacterium tumefaciens* biovar 3.

Taxonomía: "Proteobacteria"; Alphaproteobacteria; Rhizobiales; Rhizobiaceae.

Descripción: Bacteria con forma bacilar, Gram–negativa, mótil con flagelos peritricos. No esporulada. Químio–organoheterótrofa, utiliza una amplia gama de fuentes de carbono. Las cepas causantes de tumores tienen un plásmido conjugativo denominado Ti, directamente relacionado con la inducción tumoral.

Huéspedes: Vid*. Puede producir tumores en otras especies herbáceas y leñosas tras ser inoculada.

*Huésped identificado en España.

Sintomatología: Tumores debidos a la superproducción de auxinas y citoquininas que originan hipertrofia e hiperplasia de las células vegetales. Pueden aparecer en raíz, cuello y parte aérea de la planta, ya que la bacteria migra sistémicamente. Los tumores en cuello suelen ser los de mayor tamaño y en los sarmientos aparecen agrupados formando cadenas de pequeños tumores.

Transmisión: Material vegetal, suelo o substrato, agua y técnicas culturales.

Distribución geográfica: Europa, América y Oceanía. En España, identificada en distintas zonas vitícolas y en viveros de vid.

Referencias:

- Ruiz Castro, A. (1950). La lucha contra las enfermedades del viñedo en España. *Boletín Patología Vegetal Entomología Agrícola* 18: 243–280.
- Rodríguez de Lecea, J., Rosa, C. de la, Beltrá R. (1974). Virulence and ketoglucoside formation in strains of *Agrobacterium tumefaciens*. *Phyton* 32: 113–119.
- López, M.M., Gorris, M.T., Montojo, A.M. (1988). Opine utilization by Spanish isolates of *Agrobacterium tumefaciens*. *Plant Pathology*, 37: 565–572.
- Lastra, B. (1998). *Agrobacterium* spp. en cultivares de vid de Galicia: distribución, caracterización de cepas bacterianas y sensibilidad de cultivares y portainjertos. Tesis Doctoral. Universidad de Santiago de Compostela. Departamento de Biología Vegetal. Facultad de Biología.

- López, M.M. (1998). Tuberculosis de la vid. En (Arias Giralda, A.) Los parásitos de la vid. 4ª Ed. MAPA. Mundi–Prensa, Madrid, pp. 225–227.
- Cotado–Sampayo, M., Segura, A., Wuest, J., Strasser, R.K., Barja, F. (2001). Interaction of *Agrobacterium vitis* with grapevine rootstocks. Archives des Sciences 54: 223–231.
- Velázquez, E., Palomo, J.L., Lastra, B., Mateos, P.F., García, P., Martínez–Molina, E. (2001). Rapid identification of *Agrobacterium* species by Staircase Electrophoresis of Low Molecular Weight RNA (LMW RNA) profiles. European Journal of Plant Pathology 107: 931–938.

***Brenneria nigrifluens* Hauben et al.**
Cancro o chancro de la corteza del nogal

Sinónimos: *Erwinia amylovora* var. *nigrifluens*, *Erwinia nigrifluens*.

Taxonomía: "Proteobacteria"; Gammaproteobacteria; Enterobacteriales; Enterobacteriaceae.

Descripción: Bacteria con forma bacilar, Gram–negativa y anaeróbica facultativa. Mótil con varios flagelos peritricos. No forma esporas. Químico–organoheterótrofa.

Huéspedes: Nogal*.

*Huésped identificado en España.

Sintomatología: En la corteza del tronco y de las ramas principales, áreas necróticas de color marrón oscuro y chancros de tamaño variable. Exteriormente pueden observarse, en ciertas épocas, exudados de color variable, generalmente oscuros, que tiñen la corteza. No suele penetrar hacia tejidos más internos. Asociada a situaciones de estrés.

Transmisión: Lluvia y viento.

Distribución geográfica: California (Estados Unidos) e Italia. En España, identificada en Cataluña y otras zonas de cultivo del nogal.

Referencias:

- López, M.M., Martí, R., Morente, C., Orellana, N., Ninot, A., Aletá, N. (1994). Bacterias fitopatógenas identificadas en nogal en España. Investigación Agraria, Producción y Protección Vegetales. Fuera de Serie 2: 307–314.

***Brenneria quercina* Hauben et al.**
Cancro o chancro bacteriano de especies de *Quercus*

Sinónimos: *Erwinia quercina*.

Taxonomía: "Proteobacteria"; Gammaproteobacteria; Enterobacteriales; Enterobacteriaceae.

Descripción: Bacteria con forma bacilar, Gram–negativa y anaeróbica facultativa. Mótil con varios flagelos peritricos. No forma esporas. Químio–organoheterótrofa.

Huéspedes: *Quercus ilex**, *Q. faginea**, *Q. pyrenaica** y otras especies del género *Quercus*.

*Huéspedes identificados en España.

Sintomatología: Chancros que afectan a la corteza de tronco y ramas principales o secundarias, con exudados de color variable. Al descortezar se observan lesiones internas, pardas, rojizas u oscuras que afectan a la madera. En frutos, brotes y yemas pueden aparecer copiosos exudados de color pardo, formados mayoritariamente por bacterias. Caída prematura de frutos. Los síntomas suelen ir asociados a situaciones de estrés.

Transmisión: Lluvia y viento.

Distribución geográfica: California (Estados Unidos). En España, identificada en distintas zonas en masas forestales y jardines.

Referencias:

- Poza, C. (2000). Mecanismos de patogénesis y estudio de la variabilidad natural en bacterias del género *Erwinia*. Tesis doctoral. Universidad Autónoma de Madrid. Facultad de Ciencias Biológicas. Departamento de Biología.
- Biosca, E.G., González, R., López–López, M.J., Soria, S., Montón, C., Pérez–Laorga, E., López, M.M. (2003). Isolation and characterization of *Brenneria quercina*, causal agent of bark canker and drippy nut of *Quercus*. *Phytopathology* 93: 485–492.
- Palomo, J.L., García–Benavides, P. (2005). *Brenneria quercina* (Hild. y Schroth) Hauben et al. Fichas de diagnóstico en laboratorio de organismos nocivos de los vegetales. Ficha 230. Ministerio de Agricultura, Pesca y Alimentación. Madrid.

Brenneria rubrifaciens* Hauben *et al.
Cancro o chancro profundo de la corteza del nogal

Sinónimos: *Erwinia rubrifaciens*.

Taxonomía: "Proteobacteria"; Gammaproteobacteria; Enterobacteriales; Enterobacteriaceae.

Descripción: Bacteria con forma bacilar, Gram–negativa y anaeróbica facultativa. Mótil con varios flagelos peritricos. No forma esporas. Químio–organoheterótrofa. Produce un pigmento difusible rosado (rubrifacina) en algunos medios de cultivo.

Huéspedes: Nogal*.

*Huésped identificado en España.

Sintomatología: Chancros en tronco y ramas, que penetran más internamente que los de *B. nigrifluens*, con la que puede confundirse. Pueden afectar al interior de la corteza, el cambium y el xilema. Produce exudados en la corteza de color variable, generalmente oscuros.

Transmisión: Lluvia y viento.

Distribución geográfica: California (Estados Unidos). En España, únicamente identificada en una plantación en Badajoz.

Referencias:

- González, R., López–López, M.J., Biosca, E.G., López, F., Santiago, R., López, M.M. (2002). First report of bacterial deep bark canker of walnut caused by *Brenneria (Erwinia) rubrifaciens* in Europe. Plant Disease 86, 696.

***Brenneria* sp.**
Cancro o chancro bacteriano del chopo

Sinónimos: Bacteria no descrita previamente, pendiente de caracterización taxonómica.

Taxonomía: "*Proteobacteria*"; *Gammaproteobacteria*; *Enterobacteriales*; *Enterobacteriaceae*.

Descripción: Bacteria con forma bacilar, Gram–negativa y anaeróbica facultativa. Mótil con varios flagelos peritricos. No forma esporas. Químio–organoheterótrofa.

Huéspedes: *Populus* sp.*

*Huéspedes identificados en España.

Sintomatología: Chancros con exudados de color variable que afectan a la corteza, tanto del tronco, como de las ramas principales. Al descortezar, se observan lesiones internas pardas o rojizas en la corteza y el cambium.

Transmisión: Lluvia y viento.

Distribución geográfica: En España, identificada en Aragón y Castilla–León.

Referencias:

- Biosca, E.G., Martín, S., Zuriaga, P., Montón, C., López–Ocaña, L., López, M.M. (2006). Characterization of *Brenneria* sp. from poplar cankers in Spain. En: Modern multidisciplinary applied Microbiology. Exploiting microbes and their interactions. Wiley–VCH 385–389.

Clavibacter michiganensis* subsp. *michiganensis
(Smith) Davis *et al.*
Cancro o chancro bacteriano del tomate

Sinónimos: *Corynebacterium michiganense*, *Corynebacterium michiganense* pv. *michiganense*.

Taxonomía: "Actinobacteria"; Actinobacteria; Actinomycetales; Microbacteriaceae.

Descripción: Bacteria pleomórfica, Gram-positiva, no mótil. No esporulada. Estrictamente aeróbica y quimio-organoheterótrofa. Contiene ácido 2, 4 diaminobutírico en su pared y forma colonias amarillas en medios de cultivo con glucosa.

Huéspedes: Tomate* y pimiento*.

*Huéspedes identificados en España.

Sintomatología: Marchitez vascular, chancros en tallo, manchas oscuras y quemaduras marginales en hojas y manchas en frutos en forma de ojo de pájaro.

Transmisión: Semilla, restos vegetales, técnicas culturales, lluvia y viento.

Distribución geográfica: Mundial. En España, identificada en varias zonas de cultivo del tomate. Se han tomado medidas de erradicación.

Referencias:

- López M.M., Salcedo C.I., Pérez, M.A. (1985). Características de aislados españoles de *Corynebacterium michiganense* y de *Xanthomonas vesicatoria*. Anales del Instituto Nacional de Investigaciones Agrarias. Serie Agrícola, 28: 235–234.
- Noval, C., Vicente, G., López-Goicoechea, E., Arranz, D. (1996). *Clavibacter michiganensis* subsp. *michiganensis* (Smith) Davis *et al.* Fichas de diagnóstico en laboratorio de organismos nocivos de los vegetales. Ficha 11. Ministerio de Agricultura, Pesca y Alimentación.

***Clavibacter michiganensis* subsp. *sepedonicus* (Spieckermann y Kotthoff) Davis et al.**

Podredumbre anular de la patata

Sinónimos: *Corynebacterium michiganense* subsp. *sepedonicum*, *Corynebacterium michiganense* pv. *sepedonicum*, *Corynebacterium sepedonicum*.

Taxonomía: "Actinobacteria"; Actinobacteria; Actinomycetales; Microbacteriaceae.

Descripción: Bacteria pleomórfica, Gram-positiva, no mótil. No produce esporas. Estrictamente aeróbica y quimio-organoheterótrofa. De crecimiento lento en medios de cultivo.

Huéspedes: Patata*.

*Huésped identificado en España.

Sintomatología: En hojas, marchitamiento y enrollado del borde de los folíolos hacia arriba, amarilleamiento y necrosis, que puede afectar a uno o varios de los tallos de una planta. En tubérculo, anillo vascular inicialmente marcado y posterior podredumbre y descomposición de esa zona, con producción de exudados claros pastosos, al oprimir. En estados avanzados, fisuras, deformaciones y podredumbre del tubérculo. Frecuentes infecciones latentes, que pueden permanecer sin manifestar síntomas, hasta dos generaciones.

Transmisión: Material vegetal, insectos y técnicas de cultivo.

Distribución geográfica: Mundial, en zonas templadas. En España, se ha identificado en zonas de producción y en patata almacenada. Se han tomado medidas de erradicación.

Referencias:

- Marquínez, R., Palomo, J.L. (1996). *Clavibacter michiganensis* subsp. *sepedonicus* (Spieck y Kott) Davis et al. Fichas de diagnóstico en laboratorio de organismos nocivos de los vegetales. Ficha 12. Ministerio de Agricultura, Pesca y Alimentación.
- Palomo, J.L., Velázquez, E., Mateos, P.F., García, P., Martínez-Molina, E. (2000). Rapid identification of *Clavibacter michiganensis* subsp. *sepedonicus* based on the stable low molecular weight RNA (LMW RNA) profiles. *European Journal of Plant Pathology* 106: 789–793.
- Palomo, J.L. (2001). Diagnóstico, caracterización y epidemiología de *Clavibacter michiganensis* subsp. *sepedonicus*, bacteria causante de la podredumbre anular de la

patata. Tesis doctoral. Universidad de Salamanca. Departamento de Microbiología y Genética.

- Rivas, R., Velázquez, E., Palomo, J.L., Mateos, P.F., García–Benavides, P., Martínez–Molina, E. (2002). Rapid identification of *Clavibacter michiganensis* subsp. *sepedonicus* using two primers random amplified polymorphic DNA (TP–RAPD) fingerprints. *European Journal of Plant Pathology* 108: 179–184.
- Palomo, J.L, López, M.M., García–Benavides, P., Velázquez, E., Martínez–Molina, E. (2006). Evaluation of the API 50CH and API ZYM systems for rapid characterization of *Clavibacter michiganensis* subsp. *sepedonicus* causal agent of potato ring rot. *European Journal of Plant Pathology* 115: 443–451.

***Curtobacterium flaccumfaciens* pv. *flaccumfaciens* (Hedges)
Collins y Jones
Marchitez bacteriana de la judía**

Sinónimos: *Corynebacterium flaccumfaciens* subsp. *flaccumfaciens*, *Corynebacterium flaccumfaciens* pv. *flaccumfaciens*, *Corynebacterium flaccumfaciens*.

Taxonomía: "Actinobacteria"; Actinobacteria; Actinomycetales; Microbacteriaceae.

Descripción: Bacteria pleomórfica, Gram-positiva, no mótil. No produce esporas. Estrictamente aeróbica y quimio-organoheterótrofa. De crecimiento lento en medios de cultivo.

Huéspedes: Judía* y otras especies de leguminosas.

*Huésped identificado en España.

Sintomatología: Marchitez de plántulas con coloración rojiza del tallo. En planta, lesiones rojizas en los nudos del tallo y marchitez generalizada, hojas de color pardo. Manchas hidrópicas en fruto y coloraciones anormales en semillas.

Transmisión: Semilla, restos vegetales, técnicas culturales y nematodos.

Distribución geográfica: Australia y algunos países de África, América del Norte y Europa. En España, se ha citado en Almería.

Referencias:

- González, A.J., Tello, J.C., Rodicio, M.R. (2005). Bacterial wilt of beans (*Phaseolus vulgaris*) caused by *Curtobacterium flaccumfaciens* in Southeastern Spain. Plant Disease 89: 1361.

Dickeya spp. Samson et al.

Marchitez y podredumbre de la patata y de especies hortícolas

Sinónimos: *Erwinia chrysanthemi*, *Pectobacterium chrysanthemi*.

Taxonomía: "Proteobacteria"; Gammaproteobacteria; Enterobacteriales; Enterobacteriaceae.

Descripción: Bacteria con forma bacilar, Gram–negativa, anaeróbica facultativa y mótil con varios flagelos peritricos. No forma esporas. Utiliza una gama moderadamente amplia de fuentes de carbono y energía. Se diferencia de *Pectobacterium carotovorum* subsp. *carotovorum* y de *P. atrosepticum* en varios caracteres bioquímicos y mediante técnicas serológicas y moleculares. Según el huésped al que afectara, la especie *E. chrysanthemi* se clasificaba en diferentes patovares (pv. *chrysanthemi*, pv. *dianthicola*, pv. *dieffenbachiae*, pv. *paradisiaca*, pv. *parthenei* y pv. *zeae*). Recientemente, dicha especie ha sido transferida al género *Dickeya*, quedando distribuída en las siguientes especies: *D. chrysanthemi*, *D. dianthicola*, *D. dadantii*, *D. dieffenbachiae* y *D. zeae*.

Huéspedes: Cebolla*, clavel*, *Dieffenbachia** sp., maíz*, patata* y otras especies hortícolas y ornamentales.

*Huéspedes identificados en España.

Sintomatología: En patata, podredumbre blanda, pie negro, necrosis y marchitez sistémica, en condiciones climáticas húmedas y cálidas. Pueden aparecer también podredumbres en conservación. En maíz y otras especies, podredumbre húmeda y marchitez de cuello y doblado de las plantas a nivel del cuello.

Transmisión: Tubérculo madre en patata y material vegetal en otras especies, lluvia, viento, agua y técnicas culturales.

Distribución geográfica: Zonas templadas y subtropicales. En España, identificada esporádicamente en Andalucía, Aragón, Comunidad Valenciana y Extremadura.

Referencias:

- Noval, C. (1989). Maladies bactériennes des graminées en Espagne. Bulletin OEPP/EPPO Bulletin 19: 131–135.
- Cambra, M., Bernal, I. (2000). *Pectobacterium chrysanthemi* (Burkholder) Brenner et al. Fichas de diagnóstico en laboratorio de organismos nocivos de los vegetales. Ficha 162. Ministerio de Agricultura, Pesca y Alimentación. Madrid.

- Rodríguez–Rodríguez, J.M., Rodríguez–Rodríguez, R. (2004). *Pectobacterium chrysanthemi* pv. *dieffenbachiae* (Burkholder *et al.*) Hauben *et al.*, Mc Fadden. Fichas de diagnóstico en laboratorio de organismos nocivos de los vegetales. Ficha 231. Ministerio de Agricultura, Pesca y Alimentación.
- Palacio–Bielsa, A., Cambra, M.A., López, M.M. (2006). Characterisation of potato isolates of *Dickeya chrysanthemi* in Spain by a microtitre system for biovar determination. *Annals of Applied Biology* 148: 157–164.

***Erwinia amylovora* (Burrill) Winslow et al.**
Fuego bacteriano de las rosáceas

Sinónimos: *Erwinia amylovora* f.sp. *rubi*, *Micrococcus amylovorus*, *Bacillus amylovorus*, *Bacterium amylovorum*.

Taxonomía: "Proteobacteria"; Gammaproteobacteria; Enterobacteriales; Enterobacteriaceae.

Descripción: Bacteria con forma bacilar, Gram–negativa y anaeróbica facultativa. Mótil con varios flagelos peritricos. No forma esporas. Químio–organoheterótrofa. Requiere ácido nicotínico para crecer en medios de cultivo.

Huéspedes: Frutales de pepita: acerolo*, manzano*, membrillero*, níspero* y peral*. Afecta también a rosáceas ornamentales y silvestres de los géneros *Crataegus**, *Cotoneaster**, *Pyracantha**, *Sorbus** y *Stranvaesia* (*Photinia*).

*Huéspedes identificados en España.

Sintomatología: Flores necrosadas con coloración oscura, brotes curvados en forma de cayado y hojas necrosadas. A partir de ellos, avance de los síntomas por las ramas, con desecamiento de hojas y frutos, sin defoliación. Chancros en ramas y tronco que, al ser descortezados, muestran tejidos húmedos con estrías rojizas y pardas. Con humedad elevada se producen exudados blanquecinos o pardos en todos los órganos.

Transmisión: Material vegetal, técnicas culturales, insectos, lluvia y viento.

Distribución geográfica: Europa, Norteamérica y algunos países asiáticos. En España, ha sido identificada esporádicamente en frutales de pepita y rosáceas ornamentales en Aragón, Cantabria, Castilla–León, Castilla–La Mancha, Cataluña, La Rioja, Navarra y País Vasco, en focos aislados. Se han tomado medidas de erradicación.

Referencias:

- Gorris, M.T., Camarasa, E., López, M.M., Cambra, M. (1996). Production and characterization of monoclonal antibodies specific for *Erwinia amylovora* and their use in different serological techniques. *Acta Horticulturae* 411: 47–51.
- Gorris, M.T., Cambra, M., Llop, P., López, M.M. (1996). A sensitive and specific detection of *Erwinia amylovora* based on the ELISA–DASI enrichment method with monoclonal antibodies. *Acta Horticulturae* 411: 41–46.

- López, M.M., Gorris, M.T., Llop, P., Cambra, M., Roselló, M., Berra, D., Borrueal, M., Plaza, B., García, P., Palomo, J.L. (1999). Fire blight in Spain: situation and monitoring. *Acta Horticulturae* 489: 187–191.
- Llop, P., Bonaterra, A., Peñalver, J., López, M.M. (2000). Development of a highly sensitive nested-PCR procedure using a single closed tube for detection of *Erwinia amylovora* in asymptomatic plant material. *Applied and Environmental Microbiology* 66: 2071–2078.
- Jock, S., Donat, V., López, M.M., Bazzi, C., Geider, K. (2002). Following spread of fire blight in Western Central and Southern Europe by molecular differentiation of *Erwinia amylovora* strains with PFGE analysis. *Environmental Microbiology* 4: 106–114.
- López, M.M., Llop, P., Donat, V., Peñalver, J., Rico, A., Ortiz, A., Murillo, J., Llorente, I., Badosa, E., Montesinos, E. (2002). Chronicle of a disease foretold (that advances slowly): the 2001 Spanish situation. *Acta Horticulturae* 590: 35–38.
- Rico, A., Ortiz-Barredo, A.; Ritter, E., Murillo, J. (2004). Genetic characterization of *Erwinia amylovora* strains by amplified fragment length polymorphism. *Journal of Applied Microbiology* 96: 302–310.
- López, M.M., Keck, M., Llop, P., Gorris, M.T., Peñalver, J., Donat, V., Cambra, M., Janse, J.D., Sletten, A., Cambra, M.A., Palomo, J.L., Simpkins, S., Duarte, M.T., Poliakoff, F., van Vaerenbergh, J. (2004). *Erwinia amylovora*. Diagnostic protocols for regulated pests. *Bulletin OEPP/EPPO Bulletin* 34: 159–171.
- Donat, V., Biosca, E.G., Rico, A., Peñalver, J., Borrueal, M., Berra, D., Basterretxea, T., Murillo, J., López, M.M. (2005). *Erwinia amylovora* strains from outbreaks of fire blight in Spain: phenotypic characteristics. *Annals of Applied Biology* 146: 105–114.
- Llop, P., Donat, V., Rodríguez, M., Cabrefiga, J., Ruz, L., Palomo, J.L., Montesinos, E., López, M.M. (2006). An indigenous virulent strain of *Erwinia amylovora*, lacking the ubiquitous plasmid pEA29, *Phytopathology* 96: 900–907.

***Erwinia persicina* Hao et al.**

Sinónimos: *Erwinia persicinus*, *Erwinia nulandii*.

Taxonomía: "Proteobacteria"; Gammaproteobacteria; Enterobacteriales; Enterobacteriaceae.

Descripción: Bacteria con forma bacilar, Gram–negativa, anaeróbica facultativa, fermentativa. Mótil con flagelos peritricos. No forma esporas. Quimio–organoheterótrofa. Descrita como productora de un pigmento rosa soluble en agua, pero que las cepas españolas no lo producen.

Huéspedes: Judía*.

*Huésped identificado en España.

Sintomatología: En hojas, manchas cloróticas y necróticas de distintos tipos y colores. En vainas, deformación, curvatura y manchas necróticas. Coloración rosada en las semillas.

Transmisión: Semilla, técnicas culturales, lluvia y viento.

Distribución geográfica: Nebraska (Estados Unidos). En España, descrita en Andalucía.

Referencias:

- González, A.J., Tello, J.C., de Cara, M. (2005). First report of *Erwinia persicina* from *Phaseolus vulgaris* in Spain. Plant Disease 89: 109.

***Erwinia* sp.**
Necrosis de las flores del peral

Sinónimos: Bacteria no previamente descrita, pendiente de caracterización taxonómica.

Taxonomía: "*Proteobacteria*"; *Gammaproteobacteria*; *Enterobacteriales*; *Enterobacteriaceae*.

Descripción: Bacteria con forma bacilar. Gram–negativa, anaeróbica facultativa, fermentativa. Químio–organoheterótrofa. Mótil con flagelos peritricos. No forma esporas.

Huéspedes: Peral* var. Ercolini y Tendral.

*Huésped identificado en España.

Sintomatología: Necrosis de flores, que toman coloración oscura, y también lesiones oscuras en peciolos de corimbos.

Transmisión: Lluvia y viento.

Distribución geográfica: Identificada únicamente en Valencia.

Referencias:

- Roselló, M., Peñalver, J., Llop, P., Gorris, M.T., Chartier, R., García, F., Montón, C., Cambra, M., López, M.M. (2006). Identification of an *Erwinia* sp. different from *Erwinia amylovora* and responsible for necrosis on pear blossoms. *Canadian Journal of Plant Pathology* 28: 30–41.

Ewingella americana Grimon *et al.*

Taxonomía: "Proteobacteria"; Gammaproteobacteria; Enterobacteriales; Enterobacteriaceae.

Descripción: Bacteria con forma bacilar, Gram–negativa. Mótil con flagelos peritricos. Anaeróbica facultativa y quimio–organoheterótrofa, con metabolismo respiratorio y fermentativa.

Huéspedes: Setas cultivadas: champiñón (*Agaricus bisporus*), “shiitake” u hongo japonés (*Lentinula edodes*) y “seta de ostra” (*Pleurotus ostreatus*).

Sintomatología: Lesiones oscuras y necróticas.

Distribución geográfica: En España, descrita en Aragón.

Referencias:

- Reyes, J.E., Venturini, M.E., Oria, R., Blanco, D. (2004). Prevalence of *Ewingella americana* in retail fresh cultivated mushrooms (*Agaricus bisporus*, *Lentinula edodes*, *Pleurotus ostreatus*). FEMS Microbiology Ecology 47: 291–296.

***Pectobacterium atrosepticum* Gardan et al.**

Pie negro de la patata

Sinónimos: *Erwinia carotovora*, *Erwinia carotovora* pv. *atroseptica*, *Erwinia carotovora* subsp. *atroseptica*, *Pectobacterium carotovorum* subsp. *atrosepticum*.

Taxonomía: "Proteobacteria"; Gammaproteobacteria; Enterobacteriales; Enterobacteriaceae.

Descripción: Bacteria con forma bacilar, Gram–negativa, anaeróbica facultativa y mótil con varios flagelos peritricos. No forma esporas. Utiliza una gama moderadamente amplia de fuentes de carbono y energía. Se diferencia de *P. carotovorum* subsp. *carotovorum* y de *Dickeya* spp. en varios caracteres bioquímicos y mediante técnicas serológicas y moleculares.

Huéspedes: Col china*, patata*, tomate* y zanahoria*.

*Huéspedes identificados en España.

Sintomatología: Causa pérdidas en la emergencia, por podredumbre de los tubérculos de siembra. Una vez emergidas las plantas aparecen enanizadas, con la parte aérea de color verde pálido o amarillento y hojas rígidas y erectas, con los márgenes enrollados hacia dentro. El cuello, por encima y por debajo de la superficie, está podrido en su interior y con la epidermis de color pardo oscuro. La podredumbre del tallo puede afectar sólo a la base o a toda la planta. Los tubérculos hijos pueden pudrirse en campo y en almacén.

Transmisión: Patata de siembra, agua, lluvia, viento y técnicas culturales.

Distribución geográfica: Mundial, en zonas templadas y frescas. En España, identificada en zonas de cultivo de patata y muy esporádicamente en otros cultivos.

Referencias:

- Commonwealth Mycological Institute. (CMI). (1966). Distribution of *Erwinia atroseptica* (Van Hall) Jennison. CMI Map 131, 2nd. Edition.
- Gorris, M.T., Alarcón, B., López, M.M., Cambra, M. (1994). Characterization of monoclonal antibodies specific for *Erwinia carotovora* subsp. *atroseptica* and comparison of serological methods for its sensitive detection on potato tubers. Applied and Environmental Microbiology, 60: 2076–2085.
- Wastie, R.L., Mackay, G.R., Carbonell, J. (1994). Effect of *Erwinia carotovora* subsp. *atroseptica* on yield of potatoes from cut and uncut tubers in Valencia. Potato Research, 37: 21–24.

- Alarcón, B., Gorris, M.T., Cambra, M., López, M.M. (1995). Serological characterization of potato isolates of *Erwinia carotovora* subsp. *atroseptica* and subsp. *carotovora* using polyclonal and monoclonal antibodies. *Journal of Applied Bacteriology*, 79: 592–602.
- Palomo, J.L., García-Benavides, P., Cortés, J. (1997). *Erwinia carotovora* subsp. *atroseptica* (van Hall) Dye y subsp. *carotovora*. Fichas de diagnóstico en laboratorio de organismos nocivos de los vegetales. Ficha 111. Ministerio de Agricultura, Pesca y Alimentación. Madrid.
- Toth, I., Bertheau, Y., Hyman, B., Laplaze, I., López, M.M., McNicol, J., Niepold F., Persson, P., Salmond, G.P.C., Sletten, A., Van der Wolf, J.M., Pérombelon, M.C.M. (1999). Evaluation of phenotypic and molecular typing techniques for determining diversity in *Erwinia carotovora* subsp. *atroseptica*. *Journal of Applied Microbiology*, 87: 770–781.

Pectobacterium carotovorum* subsp. *carotovorum
(Jones) Hauben
Podredumbre blanda de la patata y especies hortícolas

Sinónimos: *Erwinia carotovora*, *Erwinia carotovora* pv. *carotovora*, *Erwinia carotovora* subsp. *carotovora*.

Taxonomía: "Proteobacteria"; Gammaproteobacteria; Enterobacteriales; Enterobacteriaceae.

Descripción: Bacteria con forma bacilar, Gram–negativa, anaeróbica facultativa y mótil con varios flagelos peritricos. No forma esporas. Utiliza una gama moderadamente amplia de fuentes de carbono y energía. Se diferencia de *P. atrosepticum* y de *Dickeya* spp. en varios caracteres bioquímicos y mediante técnicas serológicas y moleculares.

Huéspedes: Alcachofa*, apio*, cala*, calabacín*, cardo*, cebolla*, col china*, coliflor*, girasol*, haba*, iris*, judía*, lechuga*, melón*, patata*, pepino*, pimiento*, puerro*, sandía*, tomate*, tabaco* y otras hortícolas y ornamentales.

*Huéspedes identificados en España.

Sintomatología: Podredumbre blanda que suele iniciarse en la zona del cuello de la planta, puede mostrar síntomas semejantes a los del pie negro en patata y llegar a afectar a todos los órganos. Pueden aparecer también podredumbres en conservación.

Transmisión: Tubérculo madre en patata, lluvia, viento, agua, técnicas culturales y material vegetal.

Distribución geográfica: Mundial. En España, identificada en las zonas de cultivo de la patata y esporádicamente en otros cultivos.

Referencias:

- Izquierdo Tamayo, A., Durán–Grande, M. (1969). Notas sobre las bacteriosis del tabaco. Boletín Patología Vegetal y Entomología Agrícola 30: 215–221.
- Izquierdo Tamayo, A., Durán Grande, M., Muñoz Noguera, C. (1979). Bacteriosis del tabaco en España. Notas críticas. Anales del Instituto Nacional de Investigaciones Agrarias, Protección Vegetal, 11: 23–28.
- Beltrá, R., López, M.M. (1994). Podredumbre blanda. *Erwinia carotovora* subsp. *carotovora*. En (Díaz Ruiz, J.R.; García Jiménez, J.) Enfermedades de las Cucurbitáceas en España. Monografías de la SEF 1: 26.

- Alarcón, B., Gorris, M.T., Cambra, M., López, M.M. (1995). Serological characterization of potato isolates of *Erwinia carotovora* subsp. *atroseptica* and subsp. *carotovora* using polyclonal and monoclonal antibodies. *Journal of Applied Bacteriology* 79: 592–602.
- Palomo, J.L., García–Benavides, P., Cortés, J. (1999). *Erwinia carotovora* subsp. *atroseptica* (van Hall) Dye y subsp. *carotovora*. Fichas de diagnóstico en laboratorio de organismos nocivos de los vegetales. Ficha 111. Ministerio de Agricultura, Pesca y Alimentación.
- Cazorla, F.M., Pérez–García, A., Rivera, E., Codina, J.C., Torés, J.A., de Vicente, A. (2000). Bacterial diseases of tomato in Southern Spain: application of a detached tissue assay to evaluate bacterial pathogenicity. *Bulletin OEPP/EPPO Bulletin* 30: 351–356.

Pseudomonas cichorii (Swingle) Stapp Veta negra

Taxonomía: "Proteobacteria"; Gammaproteobacteria; Pseudomonadales; Pseudomonadaceae.

Descripción: Bacteria con forma bacilar. Gram–negativa, mótil con flagelos polares. No esporulada. Estrictamente aeróbica y quimio–organoheterótrofa. Produce pigmento fluorescente en medios de cultivo apropiados. Pertenece al grupo III LOPAT.

Huéspedes: Borraja*, lechuga*, endivia*, escarola* y otras plantas hortícolas.

*Huéspedes identificados en España.

Sintomatología: En hojas, lesiones oscuras, que evolucionan a podredumbre blanda y oscura que se inicia en el nervio principal y se puede extender a todo el limbo. Suele comenzar en las hojas externas y afectar a toda la planta, en condiciones de alta humedad.

Transmisión: Semilla, lluvia, viento, restos vegetales y técnicas culturales.

Distribución geográfica: Mundial, en zonas templadas. En España, ha sido identificada esporádicamente.

Referencias:

- Cambra, M., Bernal, J. (1996). *Pseudomonas cichorii* (Swingle) Stapp. Fichas de diagnóstico de organismos nocivos de los vegetales. Ficha 13. Ministerio de Agricultura, Pesca y Alimentación. Madrid.
- Palacio–Bielsa, A., Cambra, M.A. (2004). *Borrago officinalis* is a new host of *Pseudomonas cichorii* in the Ebro Valley of Spain. Plant Disease, 88: 769.

***Pseudomonas corrugata* Roberts y Scarlett**

Necrosis medular del tomate

Taxonomía: "*Proteobacteria*"; *Gammaproteobacteria*; *Pseudomonadales*; *Pseudomonadaceae*.

Descripción: Bacteria con forma bacilar, Gram–negativa, mótil con flagelos polares. Estrictamente aeróbica y quimio–organoheterótrofa. Forma colonias inicialmente de forma arrugada que pueden ser posteriormente lisas, en distintos medios. Algunas cepas producen pigmento difusible amarillo, verdoso o anaranjado en ciertos medios de cultivo, pero no fluorescente.

Huéspedes: Tomate* y, con menor frecuencia, pimiento*, crisantemo y geranio.

*Huéspedes identificados en España.

Sintomatología: Necrosis de la médula, que puede afectar también a los vasos, con coloración variable de parda a casi negra. Clorosis de las hojas más jóvenes, pudiendo llegar a afectar a la parte superior de la planta. Manchas oscuras en tallo. A veces se observan raíces adventicias como consecuencia de las infecciones.

Transmisión: Lluvia, viento, suelo, agua, técnicas culturales y material vegetal.

Distribución geográfica: Mundial. En España, ha sido identificada esporádicamente en Canarias, Comunidad Valenciana y otras zonas de cultivo del tomate.

Referencias:

- Siverio, F., Cambra, M., Gorris, M.T., Corzo, J., López, M.M. (1993). Lipopolysaccharides as determinants of serological variability of *Pseudomonas corrugata*. *Applied and Environmental Microbiology* 59: 1805–1812.
- López, M.M., Siverio, F., Albiach, M.R., García, F., Rodríguez, R. (1994). Characterization of Spanish isolates of *Pseudomonas corrugata* from tomato and pepper. *Plant Pathology* 43: 80–90.
- Siverio, F. (1994). Caracterización de *Pseudomonas corrugata* Roberts y Scarlett, agente causal de la necrosis medular del tomate. Tesis doctoral. Universidad de La Laguna. Departamento de Microbiología y Biología celular.
- Commonwealth Mycological Institute. (C.M.I.). (1996). Distribution of *Pseudomonas corrugata* Roberts & Scarlett. CMI Map 579, 2nd . Edition.

- Siverio, F., López, M.M. (1996). Characteristics of the whole cell fatty acids profile of *Pseudomonas corrugata*. *European Journal of Plant Pathology* 102: 519–526.
- Sutra, L., Siverio, F., López, M.M., Hunault, G., Gardan, L. (1997). Taxonomy of *Pseudomonas* strains isolated from tomato pith necrosis: emended description of *Pseudomonas corrugata* and proposal of new genomospecies. *International Journal of Systematic Bacteriology* 47: 1020–1033.
- Cazorla, F.M., Pérez–García, A., Rivera E., Codina, J.C., Torés, J.A., de Vicente A. (2000). Bacterial diseases of tomato in Southern Spain: application of a detached tissue assay to evaluate bacterial pathogenicity. *Bulletin OEPP/EPPO Bulletin* 30: 351-356.

***Pseudomonas fluorescens* (Trevisan) Migula**

Taxonomía: "*Proteobacteria*"; *Gammaproteobacteria*; *Pseudomonadales*; *Pseudomonadaceae*.

Descripción: Bacteria con forma bacilar, Gram–negativa, mótil con un flagelo polar. No esporulada. Estrictamente aeróbica y quimio–organoheterótrofa. Produce pigmento fluorescente en medios de cultivo apropiados y enzimas pectolíticas. Pertenece al grupo V LOPAT. Se han descrito cinco biovares en esta especie.

Huéspedes: Alcachofa* y diferentes plantas hortícolas.

*Huésped identificado en España.

Sintomatología: Podredumbre de tejidos de reserva y de tejidos blandos. Especialmente frecuente en productos almacenados. En general se considera una bacteria oportunista.

Transmisión: Lluvia y viento.

Distribución geográfica: Mundial, zonas templadas de Europa y América. En España, ha sido identificada esporádicamente.

Referencias:

- Peñalver, R., Durán–Vila, N., López, M.M. (1994). Characterisation and pathogenicity of bacteria from shoot tips of the globe artichoke (*Cynara scolymus* L.). *Annals of Applied Biology* 125: 501–513.

***Pseudomonas marginalis* pv. *marginalis* (Brown) Stevens** **Podredumbre y necrosis marginal de las hojas**

Sinónimos: *Pseudomonas marginalis*.

Taxonomía: "Proteobacteria"; Gammaproteobacteria; Pseudomonadales; Pseudomonadaceae.

Descripción: Bacteria con forma bacilar, Gram–negativa, mótil con un flagelo polar. No esporulada. Estrictamente aeróbica y quimio–organoheterótrofa. Produce pigmento fluorescente en medios de cultivo apropiados y enzimas pectolíticos. Pertenece al grupo IV LOPAT.

Huéspedes: Alcachofa*, apio*, cebolla*, endivia*, lechuga*, peral*, tabaco* y otras plantas hortícolas.

*Huéspedes identificados en España.

Sintomatología: Podredumbre blanda de tubérculos, bulbos y tallos. En hojas, lesiones iniciales en los márgenes que evolucionan a lesiones oscuras de mayor tamaño. En condiciones de alta humedad y temperatura, la podredumbre se puede extender a toda la planta. En general se considera una bacteria oportunista.

Transmisión: Lluvia, viento y técnicas culturales.

Distribución geográfica: Mundial, y en zonas templadas de Europa y América. En España, ha sido identificada esporádicamente.

Referencias:

- Izquierdo Tamayo, A., Durán–Grande, M. (1969). Notas sobre las bacteriosis del tabaco. Boletín Patología Vegetal y Entomología Agrícola 30: 215–221.
- Commonwealth Mycological Institute. (C.M.I.). (1993). *Distribution of Pseudomonas marginalis* pv. *marginalis* (Brown) Stevens. CMI Map 357, 3rd. Edition.
- Peñalver, R., Durán–Vila, N., López, M.M. (1994). Characterisation and pathogenicity of bacteria from shoot tips of the globe artichoke (*Cynara scolymus* L.). Annals of Applied Biology 125: 501–513.

***Pseudomonas mediterranea* Catara et al.**
Necrosis medular del tomate

Taxonomía: "*Proteobacteria*"; *Gammaproteobacteria*; *Pseudomonadales*; *Pseudomonadaceae*.

Descripción: Bacteria con forma bacilar, Gram–negativa, mótil con flagelos polares. Estrictamente aeróbica y quimio–organoheterótrofa. No fluorescente en medio B de King. Características generales similares a las de *P. corrugata*, con colonias rugosas o lisas.

Huéspedes: Tomate* y pimiento.

*Huésped identificado en España.

Sintomatología: Necrosis de médula, que puede afectar también a los vasos, con coloración variable, de parda a casi negra. Síntomas similares a los de *P. corrugata*.

Transmisión: Lluvia y viento.

Distribución geográfica: Citada en España, Francia e Italia. Se ha podido confundir en algunos casos con *P. corrugata*, hasta su descripción como especie nueva en 2002.

Referencias:

- Catara, V., Sutra, L., Morineau, A., Achouak, W., Christen, R., Gardan, L. (2002). Phenotypic and genomic evidence for the revisión of *Pseudomonas corrugata* and proposal of *Pseudomonas mediterranea* sp. nov. *International Journal of Systematic and Evolutionary Microbiology* 52: 1749–1758.

***Pseudomonas savastanoi* pv. *phaseolicola* (Burkholder)
Young et al.
Grasa de la judía**

Sinónimos: *Pseudomonas phaseolicola*, *Pseudomonas syringae* pv. *phaseolicola*.

Taxonomía: "Proteobacteria"; Gammaproteobacteria; Pseudomonadales; Pseudomonadaceae.

Descripción: Bacteria con forma bacilar, Gram–negativa, mótil, con flagelos polares. No esporulada. Estrictamente aeróbica y quimio–organoheterótrofa. Fluorescente en medios de cultivo apropiados. Pertenece al grupo Ia LOPAT. Generalmente produce faseolotoxina, aunque en España se han aislado cepas patógenas y no toxigénicas. Se han descrito nueve razas del patógeno, en base a inoculaciones en distintas variedades de judía.

Huéspedes: Judía*.

*Huésped identificado en España.

Sintomatología: Manchas angulares en hojas, rodeadas de un halo húmedo, que pueden coalescer, tomar color pardo y secarse. Lesiones hidrópicas en vaina y tallo. En general, clorosis y deformación de hojas y menor desarrollo de la planta. Semillas infectadas con manchas color amarillo y con exudado.

Transmisión: Semilla, lluvia, viento y técnicas culturales.

Distribución geográfica: Mundial. En España, identificada en la mayoría de las zonas de cultivo de judía.

Referencias:

- Sardiña, J.R. (1939). La grasa de las judías. Boletín Patología Vegetal y Entomología Agrícola. 8: 231–264.
- Benlloch, M. (1949). Observaciones fitopatológicas en 1948. Boletín Patología Vegetal y Entomología Agrícola 16: 203–242.
- Franco, L., de la Vega, R., Noval, C. (1986). Aislamiento e identificación de bacterias fitopatógenas en semillas de judía. Monografías INIA, Madrid, 48.
- Commonwealth Mycological Institute. (CMI). (1992). Distribution of *Pseudomonas syringae* pv. *phaseolicola* (Burkholder) Young et al. CMI Map 85, 5th. Edition.

- Asensio, C., Martín, E., Montoya, J.L. (1993). Heredabilidad de la resistencia a la raza 1 de *Pseudomonas syringae* pv. *phaseolicola* en algunas variedades de judía. Investigación Agraria, Producción y Protección Vegetales 8: 445–456.
- González, A.I., J., Landeras, E., Mendoza, M.C. (2000). Pathovars of *Pseudomonas syringae* causing bacterial brown spot and halo blight in *Phaseolus vulgaris*, L. are distinguishable by ribotyping. Applied Environmental Microbiology 66: 850–854.
- Rico, A., López, R., Asensio, C., Aizpún, M., Asensio-S., Manzanera, C., Murillo, J. (2003). Nontoxigenic strains of *P. syringae* pv. *phaseolicola* are a main cause of halo blight of beans in Spain and escape current detection methods. Phytopathology 93: 1553–1559.
- González, A.I., de la Vega, M.P., Ruiz, M.L., Polanco, C. (2003). Analysis of the argk-tox gene cluster in nontoxigenic strains of *Pseudomonas syringae* pv. *phaseolicola*. Applied and Environmental Microbiology 69: 4879–4982.
- González, A.I., Tello, J., Mendoza, M.C. (2004). Microorganismos patógenos transmitidos por semilla de judía tipo granja asturiana: saneamiento de semilla. Ed. KRK Eds/SERIDA, 160 pp. Oviedo.
- Oguiza, J.A., Rico, A., Rivas, L.A., Sutra, L., Vivian, A., Murillo, J. (2004). *Pseudomonas syringae* pv. *phaseolicola* can be separated into two genetic lineages distinguished by the posesión of the phaseolotoxin biosynthetic cluster. Microbiology 150: 474–482.
- Rivas, L.A., Mansfield, J., Tsiamis, G., Jackson, R.W., Murillo, J. (2005). Changes in race-specific virulence in *Pseudomonas syringae* pv. *phaseolicola* are associated with a chimeric transposable element and rare deletion events in a plasmid-borne pathogenicity island. Applied Environmental Microbiology 71: 3778–3785.
- Rico, A., Erdozain, A., Ortiz-Barredo, J.I. Ruiz de Galarreta, Murillo, J. (2006). Detection by multiplex PCR and characterization of nontoxigenic strains of *P. syringae* pv. *phaseolicola* from different places in Spain. Spanish Journal of Agricultural Research 4: 261–267.

Pseudomonas savastanoi pv. *retacarpa* García de los Ríos Tumores de retama

Taxonomía: "Proteobacteria"; Gammaproteobacteria; Pseudomonadales; Pseudomonadaceae.

Descripción: Bacteria con forma bacilar, Gram–negativa, mótil con flagelos polares. Estrictamente aeróbica y quimio–organoheterótrofa. No forma esporas. Produce pigmento fluorescente en medios de cultivo apropiados.

Huéspedes: Retama*.

*Huésped identificado en España.

Sintomatología: Tumores en ramas, similares a los inducidos por *P. savastanoi* pv. *savastanoi* en olivo, generalmente redondeados y de tamaño variable.

Transmisión: Lluvia y viento.

Distribución geográfica: En España, aislada en Aragón y Comunidad de Madrid.

Referencias:

– García de los Ríos, J.E. (1999). *Retama sphaerocarpa* (L.) Boiss., a new host of *Pseudomonas savastanoi*. *Phytopathologia Mediterranea* 38: 54–60.

***Pseudomonas savastanoi* pv. *savastanoi* (Smith) Janse**

Tuberculosis o tumores del olivo

Sinónimos: *Pseudomonas savastanoi*, *Pseudomonas syringae* subsp. *savastanoi*.

Taxonomía: "Proteobacteria"; Gammaproteobacteria; Pseudomonadales; Pseudomonadaceae.

Descripción: Bacteria con forma bacilar, Gram–negativa, mótil con flagelos polares. No esporulada. Estrictamente aeróbica y quimio–organoheterótrofa. Pertenece al grupo Ib LOPAT. Existen otros patovares de esta especie que afectan a adelfa, fresno y retama.

Huéspedes: Olivo*.

*Huésped identificado en España.

Sintomatología: Tumores redondeados de tamaño variable, en troncos, ramas, brotes y, menos frecuentemente en hojas y frutos.

Transmisión: Material vegetal, técnicas culturales, lluvia, viento y riego.

Distribución geográfica: Mundial. En España, identificada en la mayoría de las zonas de cultivo de olivo.

Referencias:

- Benlloch, M. (1942). Observaciones sobre algunas enfermedades del olivo. Boletín Patología Vegetal y Entomología Agrícola 11: 1–12.
- Commonwealth Mycological Institute. (CMI). (1966). Distribution of *Pseudomonas savastanoi* (EF Smith) Stevens. CMI Map 135, 2nd. Edition.
- Villagómez, M. (1996). *Pseudomonas syringae* pv. *savastanoi*. Fichas de diagnóstico en laboratorio de organismos nocivos de los vegetales. Ficha 15. Ministerio de Agricultura, Pesca y Alimentación. Madrid.
- Penyalver, R., García, A., Ferrer, A., Bertolini, E., López, M.M. (2000). Detection of *Pseudomonas savastanoi* pv. *savastanoi* in olive plants by enrichment PCR. Applied and Environmental Microbiology 66: 2673–2677.
- Bertolini, E., Penyalver, R., García, A., Olmos, A., Quesada, J.M., Cambra, M., López, M.M. (2003). Highly sensitive detection of *Pseudomonas savastanoi* pv. *savastanoi* in asymptomatic olive plants by nested–PCR in a single closed tube. Journal of Microbiological Methods 52: 261–266.

- Bertolini, E., Olmos, A., López, M.M., Cambra, M. (2003). Multiplex nested RT–PCR in a single closed tube for sensitive and simultaneous detection of four RNA viruses and *Pseudomonas savastanoi* pv. *savastanoi* in olive trees. *Phytopathology* 93: 286–292.
- Penyalver, R., García, A., Ferrer, A., Bertolini, E., Quesada, J.M., Salcedo, C.I., Piquer, J., Pérez–Panadés, J., Carbonell, E.A., Del Río, C., Caballero, López, M.M. (2006). Factors affecting *Pseudomonas savastanoi* pv. *savastanoi* plant inoculations and their use for evaluation of olive cultivar susceptibility. *Phytopathology* 96: 313–319.

***Pseudomonas syringae* pv. *aptata* (Brown y Jamieson)
Young et al.**

Mancha bacteriana de la remolacha

Sinónimos: *Pseudomonas aptata*.

Taxonomía: "Proteobacteria"; Gammaproteobacteria; Pseudomonadales; Pseudomonadaceae.

Descripción: Bacteria con forma bacilar, Gram–negativa. Estrictamente aeróbica y quimio–organoheterótrofa. Mótil con flagelos polares. No esporulada. Fluorescente en medio B de King. Pertenece al grupo Ia LOPAT.

Huéspedes: Acelga, girasol, melón y remolacha*.

*Huésped identificado en España.

Sintomatología: En semillero, marchitamiento de hojas y plántulas. En campo, amarilleo y necrosis de hojas y manchas redondeadas, oscuras y necróticas que coalescen y producen rotura del limbo. En peciolos, manchas pardas y difusas. Oscurecimiento de los vasos en raíz.

Transmisión: Semilla, restos vegetales, técnicas culturales, lluvia y viento.

Distribución geográfica: Mundial, en zonas templadas. En España, ha sido aislada esporádicamente. Distribución restringida.

Referencias:

- Palomo, J.L., García–Benavides, P. (1997). *Pseudomonas syringae* pv. *aptata* (Brown & Jam) Young et al. Fichas de diagnóstico de organismos nocivos de los vegetales. Ficha 163. Ministerio de Agricultura, Pesca y Alimentación. Madrid.

***Pseudomonas syringae* pv. *coriandricola* Toben et al.**
Mancha bacteriana del cilantro

Taxonomía: "Proteobacteria"; Gammaproteobacteria; Pseudomonadales; Pseudomonadaceae.

Descripción: Bacteria con forma bacilar, Gram–negativa, aeróbica, mótil con flagelos polares. Químio–organoheterótrofa. No forma esporas. Pertenece al grupo Ia LOPAT. En cultivo, suele producir pigmento verdoso, que a veces no es fluorescente en el medio B de King.

Huéspedes: Cilantro*.

*Huésped identificado en España.

Sintomatología: En hojas, manchas húmedas y luego oscuras, sin halo, que pueden afectar a peciolo y tallos. Manchas oscuras en inflorescencias y caída de flores. Lesiones húmedas y luego oscuras en frutos.

Transmisión: Semilla, técnicas culturales, lluvia y viento.

Distribución geográfica: Estados Unidos y Alemania. En España, citada en Andalucía.

Referencias:

- Cazorla, F.M., Vázquez, M.A., Rosales, J., Arrebola, E., Navarro, J., Pérez–García, A., de Vicente, A. (2005). First report of bacterial leaf spot (*Pseudomonas syringae* pv. *coriandricola*) of coriander in Spain. *Journal of Phytopathology* 153: 181–184.

***Pseudomonas syringae* pv. *helianthi* (Kawamura) Young et al.**
Mancha bacteriana del girasol

Sinónimos: *Pseudomonas helianthi*.

Taxonomía: "Proteobacteria"; Gammaproteobacteria; Pseudomonadales; Pseudomonadaceae.

Descripción: Bacteria con forma bacilar, Gram–negativa, mótil, con flagelos polares. No esporulada. Estrictamente aeróbica y quimio–organoheterótrofa. Produce pigmento fluorescente en medios de cultivo apropiados. Pertenece al grupo Ia LOPAT.

Huéspedes: Girasol*.

*Huésped identificado en España.

Sintomatología: Manchas angulares con halo de color pardo en hojas, distorsión y deformación, si las nerviaciones están afectadas. También produce manchas oscuras en tallo.

Transmisión: Semilla, lluvia, viento y técnicas culturales.

Distribución geográfica: Mundial. En España, citada en Andalucía.

Referencias:

– Durán, J.M., Sobrino, E. (1987). First Report of *Pseudomonas syringae* pv. *helianthi* on sunflower in Spain. Plant Disease 71: 101.

***Pseudomonas syringae* pv. *lachrymans* (Smith y Brian)
Young *et al.*
Mancha angular de las cucurbitáceas**

Sinónimos: *Pseudomonas lachrymans*.

Taxonomía: "Proteobacteria"; Gammaproteobacteria; Pseudomonadales; Pseudomonadaceae.

Descripción: Bacteria con forma bacilar, Gram–negativa, mótil, con flagelos polares. No esporulada. Estrictamente aeróbica y quimio–organoheterótrofa. Produce pigmento fluorescente en medios de cultivo apropiados. Pertenece al grupo Ia LOPAT.

Huéspedes: Melón*, pepino*, sandía* y otras cucurbitáceas.

*Huéspedes identificados en España.

Sintomatología: En hojas, lesiones húmedas e irregulares delimitadas por las nerviaduras secundarias, que adquieren color pardo y halo clorótico, pudiendo llegar a caer la parte central de la lesión. En frutos, lesiones circulares y húmedas con gotas de exudado, que posteriormente forman placas secas. Necrosis del tallo.

Transmisión: Semilla, lluvia, viento y técnicas culturales.

Distribución geográfica: Mundial. En España, identificada esporádicamente en Andalucía y Comunidad Valenciana.

Referencias:

- Beltrá, R., López, M.M. (1994). Mancha angular. *Pseudomonas syringae* pv. *lachrymans*. En (Díaz Ruiz, J.R.; García Jiménez, J.). Enfermedades de las cucurbitáceas en España. Monografías de la SEF 1: 23.
- Colino, M.I., Santiago, R., Arribas, M.C. (2004). *Pseudomonas syringae* pv. *lachrymans* (Smith y Bryan) Young, Dye y Wilkie. Fichas de diagnóstico en laboratorio de organismos nocivos de los vegetales. Ficha 233. Ministerio de Agricultura, Pesca y Alimentación. Madrid.

***Pseudomonas syringae* pv. *mori* (Boyer y Lambert) Young *et al.*
Mancha y marchitez bacteriana de la morera**

Sinónimos: *Pseudomonas mori*.

Taxonomía: "Proteobacteria"; Gammaproteobacteria; Pseudomonadales; Pseudomonadaceae.

Descripción: Bacteria con forma bacilar, Gram–negativa, mótil, con flagelos polares. No esporulada. Estrictamente aeróbica y quimio–organoheterótrofa. Produce pigmento fluorescente en medios de cultivo apropiados. Pertenece al grupo Ia LOPAT.

Huéspedes: Morera* (*Morus alba* y *Morus bombycis*).

*Huésped identificado en España.

Sintomatología: En hojas, manchas necróticas de color pardo a oscuro, con halo húmedo, que evoluciona a halo clorótico. En algunas hojas, el nervio principal se necrosa y las hojas se enrollan o distorsionan. Lesiones oscuras en peciolo y ramas, de tamaño variable. Yemas necrosadas.

Transmisión: Material vegetal, técnicas culturales, lluvia y viento.

Distribución geográfica: Mundial. En España, identificada en viveros y jardines en distintas zonas.

Referencias:

- Morente, M.C., López, M.M., Martí, R. (1990). Detección e identificación en España de *Pseudomonas syringae* pv. *mori* (Boyer y Lambert) Young *et al.*, en *Morus alba* y *Morus bombycis*. Estudios de Fitopatología, 193–198, SEF. Consejería de Agricultura, Industria y Comercio. Junta de Extremadura.

***Pseudomonas syringae* pv. *morsprunorum* (Wormald)
Young et al.**

Taxonomía: "Proteobacteria"; Gammaproteobacteria; Pseudomonadales; Pseudomonadaceae.

Descripción: Bacteria con forma bacilar, Gram–negativa, mótil, con flagelos polares. No esporulada. Estrictamente aeróbica y quimio–organoheterótrofa. Produce pigmento fluorescente en medios de cultivo apropiados. Pertenece al grupo Ia LOPAT.

Huéspedes: Laurel–cerezo*. Frutales de hueso.

*Huésped identificado en España.

Sintomatología: Manchas en hojas, chancros en ramas y lesiones en frutos.

Transmisión: Material vegetal, lluvia, viento y técnicas culturales.

Distribución geográfica: América, Australia, India y Sudáfrica. En España, citada en Galicia.

Referencias:

- Mateo–Sagasta, E., Beltrá, R. (1990). Leaf spot of cherry laurel in Spain caused by *Pseudomonas syringae* pv. *morsprunorum*. Plant Disease 74: 615.

***Pseudomonas syringae* pv. *pisi* (Sackett) Young et al.**

Grasa del guisante

Sinónimos: *Pseudomonas pisi*, *Phytomonas pisi*, *Chlorobacter pisi*.

Taxonomía: "Proteobacteria"; Gammaproteobacteria; Pseudomonadales; Pseudomonadaceae.

Descripción: Bacteria con forma bacilar, Gram–negativa, mótil con flagelos polares. No esporulada. Estrictamente aeróbica y quimio–organoheterótrofa. Produce pigmento fluorescente en medios de cultivo apropiados. Pertenece al grupo Ia LOPAT. Se han descrito siete razas en base a la reacción diferencial en distintos cultivares.

Huéspedes: Guisante* y veza*.

*Huéspedes identificados en España.

Sintomatología: Lesiones en foliolos, inicialmente pequeñas, redondeadas o irregulares, oscuras e hidrópicas, que aumentan de tamaño, quedan limitadas por las nerviaciones y finalmente se secan. Las lesiones pueden producir exudados. Las flores pueden verse afectadas y morir. En vainas, manchas pardas, hundidas especialmente en la sutura. Semillas con lesiones y exudados. En tallo, estrías y marchitez sistémica. Se pueden confundir estos síntomas con los de *P. syringae* pv. *syringae*.

Transmisión: Semilla, restos vegetales, técnicas culturales, lluvia y viento.

Distribución geográfica: Mundial. En España, descrita en zonas de producción de guisante. Distribución restringida.

Referencias:

- García Benavides, P., Cortés, J., Palomo, J.L (1999). *Pseudomonas syringae* pv. *pisi* (Sackett) Young et al. Fichas de diagnóstico en laboratorio de organismos nocivos de los vegetales. Ficha 113 Ministerio de Agricultura, Pesca y Alimentación. Madrid.
- Elvira–Recuenco, M. (2000). Sustainable control of pea bacterial blight: approaches for durable genetic resistance and biocontrol by endophytic bacteria. Thesis Wageningen University.
- Martín, A., García, C.A., Caminero, C. (2005). Pea bacterial blight (*Pseudomonas syringae* pv. *pisi*). Grain legumes 41: 8–9.

***Pseudomonas syringae* pv. *syringae* van Hall**
Necrosis bacteriana de frutales de pepita
y necrosis apical del mango

Sinónimos: *Pseudomonas syringae*.

Taxonomía: "Proteobacteria"; Gammaproteobacteria; Pseudomonadales; Pseudomonadaceae.

Descripción: Bacteria con forma bacilar, Gram–negativa, mótil, con flagelos polares. No esporulada. Estrictamente aeróbica y quimio–organoheterótrofa. Produce pigmento fluorescente en medios de cultivo apropiados. Pertenece al grupo Ia LOPAT. Produce varios tipos de toxinas, como syringomicina y syringotoxina.

Huéspedes: Cítricos*, frutales de la familia de las rosáceas*, kiwi*, laurel*, mango*, judía, guisante* y otras plantas hortícolas y ornamentales.

*Huéspedes identificados en España.

Sintomatología: En frutales, causa necrosis y marchitez de las yemas y flores y chancros en ramas y tronco. En cítricos, produce marchitez de brotes y chancros. En mango, necrosis apical y en kiwi afecta a las yemas florales. En hortícolas y ornamentales suele producir marchitez de brotes jóvenes y lesiones en hojas.

Transmisión: Lluvia, viento y técnicas culturales.

Distribución geográfica: Mundial, en zonas templadas. En España, identificada en Cataluña y otras zonas productoras de frutales de pepita, y en Andalucía en cítricos y mango.

Referencias:

- Montesinos, E., Vilardell, P. (1989). On the role of *Pseudomonas syringae* pv. *syringae*, in blast of pear trees in Catalunya, Spain. *Acta Horticulturae* 256: 143–151.
- Montesinos, E., Vilardell, P. (1991). Relationships among population levels of *Pseudomonas syringae*, amount of ice nuclei, and incidence of blast of dormant flower buds in commercial pear orchards in Catalunya, Spain. *Phytopathology* 81: 113–119.
- Cazorla, F.M., J.A. Torés, L. Olalla, A. Pérez–García, J.M. Farré de Vicente, F. (1998). Bacterial apical necrosis of mango in southern Spain. A disease caused by *Pseudomonas syringae* pv. *syringae*. *Phytopathology* 88: 614–620.

- Moragrega, C., Manceau, C., Montesinos, E. (1998). Evaluation of drench treatments with phosphate derivatives against *Pseudomonas syringae* pv. *syringae* on pear under controlled environment conditions. *European Journal of Plant Pathology* 104: 171–180.
- González, A.I., J., Landeras, E., Mendoza, M.C. (2000). Pathovars of *Pseudomonas syringae* causing bacterial brown spot and halo blight in *Phaseolus vulgaris*, L. are distinguishable by ribotyping. *Applied and Environmental Microbiology* 66: 850–854.
- González, A.J., Ávila, M. (2001). Disease of floral buds of kiwifruit in Spain caused by *Pseudomonas syringae*. *Plant Disease* 85: 1287.
- Cazorla, F.M., Arrebola E., Sesma, A., Pérez–García, A.; Codina, J.C., Murillo, J., de Vicente, A. (2002). Copper resistance in *Pseudomonas syringae* strains isolated from mango is encoded mainly by plasmids. *Phytopathology* 92: 909–916.
- Arrebola, E., Cazorla, F.M., Durán, V.E., Rivera, M.E., Olea, F., Codina, J.C., Pérez–García, A., de Vicente, A. (2003). Mangotoxin: A novel antimetabolite toxin produced by *Pseudomonas syringae* inhibiting ornithine/arginine biosynthesis. *Physiological and Molecular Plant Pathology* 63: 117–127.
- Flores, R. (2004). *Pseudomonas syringae*. Van Hall. Fichas de diagnóstico en laboratorio de organismos nocivos de los vegetales. Ficha 234. Ministerio de Agricultura, Pesca y Alimentación. Madrid.

Pseudomonas syringae* pv. *tabaci* (Wolf y Foster) Young *et al.
Quema bacteriana del tabaco

Sinónimos: *Pseudomonas tabaci*.

Taxonomía: "Proteobacteria"; Gammaproteobacteria; Pseudomonadales; Pseudomonadaceae.

Descripción: Bacteria con forma bacilar, Gram–negativa, mótil, con flagelos polares. No esporulada. Estrictamente aeróbica y quimio–organoheterótrofa. Produce pigmento fluorescente en medios de cultivo apropiados. Pertenece al grupo Ia LOPAT. Produce tabtoxina.

Huéspedes: Tabaco*.

*Huésped identificado en España.

Sintomatología: Podredumbre de hojas jóvenes en semilleros, que se extiende a toda la planta, reduciendo la cantidad y la calidad de la hoja. En hojas adultas forma lesiones rodeadas de un halo clorótico.

Transmisión: Semilla, lluvia, viento y técnicas culturales.

Distribución geográfica: Mundial. En España, citada en zonas de cultivo de tabaco.

Referencias:

- Izquierdo Tamayo, A., Durán–Grande, M. (1969). Enfermedades y plagas del tabaco en España. Boletín Patología Vegetal y Entomología Agrícola 30: 155–214.
- Izquierdo Tamayo, A., Durán Grande, M., Muñoz Noguera, C. (1979). Bacteriosis del tabaco en España. Notas críticas. Anales del Instituto Nacional de Investigaciones Agrarias, Protección Vegetal 11: 23–28.
- Commonwealth Mycological Institute. (CMI). (1996). Distribution of *Pseudomonas syringae* pv. *tabaci* (Wolf y Foster) Young *et al.* CMI Map 293, 3rd Edition.

***Pseudomonas syringae* pv. *tomato* (Okabe) Young et al.**
Mancha bacteriana o peca del tomate

Sinónimos: *Pseudomonas tomato*.

Taxonomía: "Proteobacteria"; Gammaproteobacteria; Pseudomonadales; Pseudomonadaceae.

Descripción: Bacteria con forma bacilar, Gram–negativa, mótil con flagelos polares. No esporulada. Estrictamente aeróbica y quimio–organoheterótrofa. Produce pigmento fluorescente en medios de cultivo apropiados. Pertenece al grupo Ia LOPAT. Produce toxinas, proteínas extracelulares y polisacáridos.

Huéspedes: Tomate*.

*Huésped identificado en España.

Sintomatología: Pequeñas manchas oscuras en hojas, rodeadas de un halo amarillo, que pueden producir defoliación y que aparecen también en flores, dando lugar a la caída de las mismas en proporciones variables. En tallo, lesiones oscuras, irregulares y superficiales. En fruto, pequeñas lesiones epidérmicas oscuras y elevadas.

Transmisión: Semilla, lluvia, viento y técnicas culturales.

Distribución geográfica: Mundial. En España, identificada en semilleros y en distintas zonas de cultivo de tomate.

Referencias:

- Pérez–García, A., Cánovas, F.M., Gallardo, F., Hirel, B., de Vicente, A. (1995). Differential expression of glutamine synthetase isoforms in tomato detached leaflets infected with *Pseudomonas syringae* pv. *tomato*. *Molecular Plant Microbe Interactions* 8: 96–103.
- Commonwealth Mycological Institute. (CMI). (1996). Distribution of *Pseudomonas syringae* pv. *tomato* (Okabe) Young, Dye & Wilkie. CMI Map 697, 1st. Edition.
- Cazorla, F.M., Pérez–García, A., Rivera E., Codina, J.C., Torés, J.A., de Vicente A. (2000). Bacterial diseases of tomato in Southern Spain: application of a detached tissue assay to evaluate bacterial pathogenicity. *Bulletin OEPP/EPPO Bulletin* 30: 351–356.
- Santiago, R. (2003). *Pseudomonas syringae* pv. *tomato* (Okabe) Young et al. Fichas de diagnóstico en laboratorio de organismos nocivos de los vegetales. Ficha 164. Ministerio de Agricultura, Pesca y Alimentación. Madrid.

Pseudomonas tolaasii Paine

Taxonomía: "Proteobacteria"; Gammaproteobacteria; Pseudomonadales; Pseudomonadaceae.

Descripción: Bacteria con forma bacilar, Gram–negativa, mótil, con flagelos polares. No esporulada. Estrictamente aeróbica y quimio–organoheterótrofa. Produce pigmento fluorescente en medios de cultivo apropiados. Pertenece al grupo V LOPAT.

Huéspedes: *Agaricus* spp*.

*Huéspedes identificados en España.

Sintomatología: Lesiones irregulares de color marrón oscuro sobre los tejidos del huésped.

Distribución geográfica: América, Asia, Europa y Oceanía. En España, ha sido citada en champiñón.

Referencias:

– Bradbury, J.F. (1987). Description of *Pseudomonas tolaasii* Paine. CMI Descriptions of fungi and bacteria 894. Commonwealth Mycological Institute, United Kingdom.

Pseudomonas viridiflava (Burkholder) Dowson

Taxonomía: "Proteobacteria"; Gammaproteobacteria; Pseudomonadales; Pseudomonadaceae.

Descripción: Bacteria con forma bacilar, Gram–negativa, mótil, con flagelos polares. No esporulada. Estrictamente aeróbica y quimio–organoheterótrofa. Produce pigmento fluorescente en medios de cultivo apropiados. Pertenece al grupo II LOPAT, aunque en España se han descrito cepas atípicas.

Huéspedes: Haba*, *Hebe* sp.*, judía*, kiwi*, lechuga* y repollo*. Puede afectar a distintas plantas hortícolas y leñosas.

*Huéspedes identificados en España.

Sintomatología: Podredumbres blandas en hortícolas, en distintos órganos. En kiwi, necrosis, podredumbre y caída de flores, con distintos tipos de lesiones en hojas. Se considera patógeno de debilidad y oportunista.

Transmisión: Lluvia, viento y técnicas culturales.

Distribución geográfica: Mundial. En España, citada en Asturias y Galicia.

Referencias:

- Cabezas de Herrera, E., García–Jurado, O. (1975). Chemical and physicochemical changes produced in vegetal tissues by *Pseudomonas viridiflava*. *Phytopathologische–Zeitschrift* 84: 360–368.
- Mansilla, J.P., Pintos, C., Abelleira, A. (1999). *Pseudomonas viridiflava* (Burkholder) Dowson. Fichas de diagnóstico en laboratorio de organismos nocivos de los vegetales. Ficha 114. Ministerio de Agricultura, Pesca y Alimentación. Madrid.
- González, A.J., Rodicio, M.R., Mendoza, M.C. (2003). Identification of an emergent and atypical *Pseudomonas viridiflava* type causing bacteriosis in plants of agronomic importance in a Spanish region. *Applied and Environmental Microbiology* 69: 2936–2941.
- González, A.J., Rodicio, M.R. (2006). *Pseudomonas viridiflava* causing leaf spots and defoliation on *Hebe* spp. in Northern Spain. *Plant Disease* 90: 830.

***Ralstonia solanacearum* (Smith) Yabuuchi et al.**
Marchitez bacteriana y podredumbre parda de la patata

Sinónimos: *Pseudomonas solanacearum*, *Burkholderia solanacearum*.

Taxonomía: "Proteobacteria"; Betaproteobacteria; Burkholderiales; Burkholderiaceae.

Descripción: Bacteria con forma bacilar, Gram-negativa, mótil, con flagelos polares. No esporulada. Estrictamente aeróbica y quimio-organoheterótrofa. No fluorescente, acumula gránulos de poli- β -hidroxibutirato. Existen seis biovars descritos en base a características bioquímicas y tres razas por especialización de huésped. En España, sólo se han aislado cepas del biovar 2, raza 3.

Huéspedes: Patata*, tomate*, *Solanum dulcamara* y otras especies de solánaceas.

*Huéspedes identificados en España

Sintomatología: En patata, marchitez de las hojas superiores de la planta y, aunque a veces se recupera por la noche, puede llegar a ser permanente. Vasos afectados y producción de exudados blanquecinos, pudiendo llegar a morir la planta. En tubérculos, produce necrosis del anillo vascular y exudados en esa zona. Causa frecuentes infecciones latentes. En otras especies, produce marchitez de distinta intensidad y sintomatología según el huésped, el momento de la infección y la gravedad del ataque.

Transmisión: Material vegetal, nematodos, suelo, agua, lluvia, viento, material vegetal y técnicas de cultivo.

Distribución geográfica: Mundial. En España, sólo se han aislado cepas del biovar 2, raza 3 en patata en La Palma, Andalucía, Castilla-León, Extremadura y País Vasco y en focos aislados en tomate. Se han tomado medidas de erradicación. También ha sido identificada en algunos cursos de agua, en los que se ha prohibido su uso como agua de riego.

Referencias:

- Commonwealth Mycological Institute. (CMI). (1970). Distribution of *Pseudomonas solanacearum* E.F. Smith. CMI Map 138, 4th. Edition.
- Marquínez, R., Noval, C. (1996). *Pseudomonas solanacearum* (Smith) Dowson. Fichas de diagnóstico en laboratorio de organismos nocivos de los vegetales. Ficha 14. Ministerio de Agricultura, Pesca y Alimentación. Madrid.
- Caruso, P., Gorris, M.T., Cambra, M., Palomo, J.L., Collar, J., López, M.M. (2002). Enrichment-DASI-ELISA that uses a specific monoclonal antibody for sensitive de-

tection of *Ralstonia solanacearum* in asymptomatic potato tubers. Applied and Environmental Microbiology 68: 3634-3638.

- Caruso, P., Bertolini, E., Cambra, M., López, M.M. (2003). A new and sensitive Co-operational polymerase chain reaction (Co-PCR) for rapid detection of *Ralstonia solanacearum* in water. Journal of Microbiological Methods 55:257-272.
- Biosca, E.G., Caruso, P., Bertolini, E., Álvarez, B., Palomo, J.L., Gorris, M.T., López, M.M. (2005). Improved detection of *Ralstonia solanacearum* in culturable and VBNC state from water samples at low temperatures. En Bacterial wilt disease and the *Ralstonia solanacearum* species complex, pp. 501-506. APS, St. Paul, MN, USA.
- Caruso, P. (2005). Detección y caracterización serológica y molecular de *Ralstonia solanacearum* biovar 2, causante de la marchitez y podredumbre parda de la patata. Tesis doctoral. Universidad de Valencia. Facultad de Ciencias Biológicas. Departamento de Genética.
- Caruso, P., Palomo, J.L., Bertolini, E., Álvarez, B., López, M.M., Biosca, E.G. (2005). Seasonal variation of *Ralstonia solanacearum* biovar 2 populations in a Spanish river: recovery of stressed cells at low temperatures. Applied and Environmental Microbiology 11: 140-148.

***Rhodococcus fascians* (Tilford) Goodfellow** **Fasciaciones de crucíferas y otras especies**

Sinónimos: *Corynebacterium fascians*.

Taxonomía: "Actinobacteria"; Actinobacteria; Actinomycetales; Nocardiaceae.

Descripción: Bacteria pleomórfica, Gram-positiva. Químio-organoheterótrofa, no produce esporas. Crecimiento lento en medios de cultivo. Produce citoquininas exógenas.

Huéspedes: Col*, coliflor*, hortícolas y ornamentales.

*Huéspedes identificados en España.

Sintomatología: Produce fasciaciones y brotaciones anormales, especialmente en la base del tallo, con aparición de yemas y tallos cortos y gruesos, con hojas anormales. Tumores y deformaciones en raíces. Menor desarrollo vegetativo.

Transmisión: Suelo y material vegetal.

Distribución geográfica: En Europa y América, en zonas templadas. Identificada esporádicamente en distintas zonas españolas. Distribución restringida.

Referencias:

- Roselló, M., López, M.M. (2003). *Rhodococcus fascians* (Tilford) Goodfellow. Fichas de diagnóstico en laboratorio de organismos nocivos de los vegetales. Ficha 115. Ministerio de Agricultura, Pesca y Alimentación. Madrid.

***Streptomyces* spp. Waksman y Henrici**

Sarna de la patata

Sinónimos: *Actinomyces* spp.

Taxonomía: "*Actinobacteria*"; *Actinobacteria*; *Actinomycetales*; *Streptomycetaceae*.

Descripción: Bacteria Gram-positiva, con micelio aéreo de pequeño tamaño y esporulada. Aeróbica y quimio-organoheterótrofa. La clasificación taxonómica del género es incompleta y no se conocen bien las especies patógenas, pero parece existir gran diversidad entre cepas. Las cepas más estudiadas producen thaxtominas, toxinas implicadas en el desarrollo de los síntomas.

Huéspedes: Patata*, zanahoria* y otras especies hortícolas.

*Huéspedes identificados en España.

Sintomatología: Pústulas de distinta forma, color y tamaño alrededor de las lenticelas, en la epidermis de los tubérculos de patata. Los síntomas son variables según la cepa bacteriana, la variedad y las condiciones de cultivo y el tipo de suelo. Algunos autores distinguen entre sarna pustulosa y reticulada o entre superficial, emergente y profunda, pero estos síntomas no se corresponden con especies bacterianas determinadas.

Transmisión: Tubérculos de patata y técnicas culturales.

Distribución geográfica: Mundial. En España, se ha identificado *S. scabies* en zonas de cultivo de patata, pero otras especies pueden estar también presentes.

Referencias:

- Urquijo, P., Sardina, J.R., Santaolalla, G. (1971). Patología Vegetal Agrícola. Ed. Mundi-Prensa, Madrid.

***Xanthomonas arboricola* pv. *juglandis* (Pierce) Vauterin et al.**
Mancha bacteriana o mal seco del nogal

Sinónimos: *Xanthomonas juglandis*, *Xanthomonas campestris* pv. *juglandis*.

Taxonomía: "Proteobacteria"; Gammaproteobacteria; Xanthomonadales; Xanthomonadaceae.

Descripción: Bacteria con forma bacilar, Gram-negativa, mótil, con un flagelo polar. No esporulada. Estrictamente aeróbica y quimio-organoheterótrofa. Produce pigmento amarillo característico (xanthomonadina) y polisacárido extracelular.

Huéspedes: Nogal*.

*Huésped identificado en España.

Sintomatología: Causa lesiones necróticas de color negro en hojas, brotes y chancros en ramas y nueces jóvenes. Provoca caída prematura de nueces, y las que alcanzan el final del desarrollo pueden mostrar lesiones en cáscara y semilla.

Transmisión: Lluvia, viento, técnicas culturales y material vegetal.

Distribución geográfica: Mundial. En España, se ha descrito en la mayoría de las zonas de cultivo de dicha especie.

Referencias:

- Aletá, N., Ninot, A. (1993). Exploration and evaluation of Spanish native walnut (*Juglans regia* L.) populations from Catalonia and Galicia. *Acta Horticulturae* 311: 17-23.
- López, M.M., Martí, R., Morente, C., Orellana, N., Ninot, A., Aletá, N. (1994). Bacterias fitopatógenas identificadas en nogal en España. *Investigación Agraria, Producción y Protección Vegetales. Fuera de Serie* 2: 307-314.
- Loreti, S., Gallelli, A., Belisario, A., Wajnberg, E., Corazza, L. (2001). Investigation of genomic variability of *Xanthomonas arboricola* pv. *juglandis* by AFLP analysis. *European Journal of Plant Pathology* 197: 583-591.
- Ninot, A., Aletá, N., Moragrega, C., Montesinos, E. (2002). Evaluation of a reduced copper spraying program to control bacterial blight of walnut. *Plant disease* 86: 583-587.
- Flores, R. (2004). *Xanthomonas arboricola* pv. *juglandis* (Pierce) Vauterin et al. Fichas de diagnóstico en laboratorio de organismos nocivos de los vegetales. Ficha 235. Ministerio de Agricultura, Pesca y Alimentación. Madrid.

Xanthomonas arboricola pv. *pruni* (Smith) Vauterin et al.

Mancha bacteriana de los frutales de hueso

Sinónimos: *Xanthomonas campestris* pv. *pruni*, *Xanthomonas pruni*.

Taxonomía: "Proteobacteria"; Gammaproteobacteria; Xanthomonadales; Xanthomonadaceae.

Descripción: Bacteria con forma bacilar, Gram-negativa, mótil, con un flagelo polar. No esporulada. Estrictamente aeróbica y quimio-organoheterótrofa. Produce pigmento amarillo característico (xanthomonadina) y polisacárido extracelular.

Huéspedes: Frutales de hueso*, especialmente almendro, ciruelo japonés*, melocotonero* y cerezo*, pudiendo afectar también a distintos patrones de estos frutales.

*Huéspedes identificados en España.

Sintomatología: En hojas, manchas circulares o irregulares, inicialmente húmedas, color púrpura o pardo, que se necrosan y muestran halo clorótico, pudiendo evolucionar a cribado. A menudo se sitúan en el nervio principal y márgenes de la hoja, luego coalescen y dan lugar a clorosis y deformación. Chancros abiertos en madera de color y tamaño variable. En frutos, manchas pardas con halo, que luego se suberizan y se puede producir goma al resquebrajarse. Necrosis de yemas.

Transmisión: Material vegetal, lluvia, viento y técnicas culturales.

Distribución geográfica: Mundial. En España, se han encontrado focos esporádicos en Extremadura y en algunos viveros de otras zonas. Se han tomado medidas de erradicación.

Referencias:

- Santiago, R., López, M.M. (2004). *Xanthomonas arboricola* pv. *pruni* (Smith) Vauterin et al. Fichas de diagnóstico en laboratorio de organismos nocivos de los vegetales, Ficha 236. Ministerio de Agricultura, Pesca y Alimentación. Madrid.

***Xanthomonas axonopodis* pv. *malvacearum* (Smith)**

Vauterin *et al.*

Podredumbre y mancha angular del algodón

Sinónimos: *Xanthomonas malvacearum*, *Xanthomonas campestris* pv. *malvacearum*.

Taxonomía: "Proteobacteria"; Gammaproteobacteria; Xanthomonadales; Xanthomonadaceae.

Descripción: Bacteria con forma bacilar, Gram-negativa, mótil, con un flagelo polar. No esporulada. Estrictamente aeróbica y quimio-organoheterótrofa. Produce pigmento amarillo característico (xanthomonadina) y polisacárido extracelular.

Huéspedes: Algodón*.

*Huésped identificado en España.

Sintomatología: En plántulas, lesiones sobre tallo y hojas, amarilleo y podredumbre que puede provocar su muerte. En hojas y brácteas, lesiones angulares que comienzan siendo traslúcidas y acaban siendo oscuras y provocando defoliación. En cápsulas, lesiones y podredumbre que van tomando color oscuro y provocan su caída. En tallo, lesiones hidrópicas que evolucionan a bandas oscuras, llegando a contraerse y romperse las ramas.

Transmisión: Semilla, restos de cultivo, lluvia, viento y técnicas culturales.

Distribución geográfica: Mundial. En España, descrita en algunas zonas de cultivo del algodón.

Referencias:

- Rosania, A., Mosele, L. (1966). Some aspects of current cotton cultivation in Spain. *Revista Agricultura Subtropical Tropical* 60: 247-267.
- Commonwealth Mycological Institute. (CMI). (1996). Distribution of *Xanthomonas campestris* pv. *malvacearum* (Smith) Dye. CMI Map 57, 6th. Edition.

***Xanthomonas axonopodis* pv. *phaseoli* (Smith) Vauterin et al.**

Quema bacteriana o tabaquera de la judía

Sinónimos: *Xanthomonas phaseoli*, *Xanthomonas phaseoli* var. *fuscans*, *Xanthomonas campestris* pv. *phaseoli*.

Taxonomía: "Proteobacteria"; Gammaproteobacteria; Xanthomonadales; Xanthomonadaceae.

Descripción: Bacteria con forma bacilar, Gram-negativa, mótil, con un flagelo polar. No esporulada. Estrictamente aeróbica y quimio-organoheterótrofa. Produce pigmento amarillo característico (xanthomonadina) y polisacárido extracelular. Algunas cepas producen pigmentos pardos, tipo melanina, en medios de cultivo con tirosina y se han agrupado en la var. *fuscans*, que presenta también diferencias genéticas.

Huéspedes: Judía común* y especies próximas.

*Huésped identificado en España.

Sintomatología: Manchas necróticas en hojas, tallos, vainas y semillas con halo amarillo. Las lesiones puede aparecer cubiertas de exudado amarillo, si la humedad es elevada. Posteriormente, los tejidos se necrosan y puede haber defoliación, estrangulamiento del tallo y marchitez de la planta. Lesiones acuosas en vainas e infección externa e interna de las semillas.

Transmisión: Semilla, restos de cultivo, lluvia y viento.

Distribución geográfica: Mundial, especialmente en zonas cálidas y subtropicales. En España, se ha descrito en zonas de cultivo de judía.

Referencias:

- Alfaro, A., Silván, A. (1940). La 'taquera' de las judías. Boletín Patología Vegetal y Entomología Agrícola, 9: 9-20.
- Franco, L., de la Vega, R. Noval, C. (1986). Aislamiento e identificación de bacterias fitopatógenas en semillas de judía. Monografías INIA, Madrid, 48.
- Benlloch, M. (1949). Observaciones fitopatológicas en 1948. Boletín Patología Vegetal y Entomología Agrícola 16: 203-242.

- Commonwealth Mycological Institute. (CMI). (1996). Distribution of *Xanthomonas phaseoli* (EF Smith) Dowson. CMI Map 401, 3rd. Edition.
- López, R. (2003). Caracterización de patógenos implicados en bacteriosis de judía-grano (*Phaseolus vulgaris* L.) en Castilla y León, puesta a punto de un método de inoculación y búsqueda de fuentes de resistencia en variedades locales. Tesis Doctoral. Universidad de Valladolid. Departamento de Producción Vegetal y Silvopascicultura.

Xanthomonas axonopodis pv. *vesicatoria* (ex Doidge)

Vauterin *et al.*

Mancha o sarna bacteriana del pimiento

Sinónimos: *X. vesicatoria*, *X. campestris* pv. *vesicatoria*, *Xanthomonas perforans*, *X. euvesicatoria*.

Taxonomía: "Proteobacteria"; Gammaproteobacteria; Xanthomonadales; Xanthomonadaceae.

Descripción: Bacteria con forma bacilar, Gram-negativa. No esporulada. Estrictamente aeróbica, quimio-organoheterótrofa. Mótil por un flagelo polar. Produce pigmento amarillo característico (xanthomonadina) y polisacárido extracelular. En esta especie se han incluido dos grupos de cepas, A y C, con distintos caracteres fenotípicos y moleculares, que han sido considerados recientemente como especies distintas (*X. perforans* y *X. euvesicatoria*).

Huéspedes: Pimiento* y, con menor frecuencia, tomate*.

*Huéspedes identificados en España.

Sintomatología: Manchas necróticas con halo en hojas, necrosis marginales y defoliación. Pústulas pardas en fruto. Exudados amarillentos si la humedad es elevada. Síntomas similares a los de *X. vesicatoria*.

Transmisión: Semilla, restos de cultivo, técnicas culturales, lluvia y viento.

Distribución geográfica: Mundial. En España, se han identificado focos en pimiento y muy raramente en tomate. Se han tomado medidas de erradicación. Se ha podido confundir en algunos casos con *X. vesicatoria*.

Referencias:

- López, M.M., Salcedo, C.I., Pérez, M.A. (1985). Características de aislados españoles de *Corynebacterium michiganense* y de *Xanthomonas vesicatoria*. Anales del Instituto Nacional de Investigaciones Agrarias. Serie Agrícola, 28: 234-235.
- CABI/EPPO (1998). Distribution maps of quarantine pests for Europe. *Xanthomonas vesicatoria*, Map. 289.
- Cazorla, F.M., Pérez-García, A., Rivera, M.E., Codina, J.C., Torés, J.A., de Vicente, A. (2000). Bacterial diseases of tomato in southern Spain: application of a detached

leaf tissue assay to evaluate bacterial pathogenicity. Bulletin OEPP/EPPO Bulletin, 30: 351-356.

- Sesma, A., Pueyo, A., Rico, A., Jones, J., Murillo, J. (2001). Characterization of Spanish strains of *Xanthomonas* isolated from tomato and pepper fields. Proceedings of the 11th Congress of the Mediterranean Phytopathological Union, Evora, 304-306.

***Xanthomonas campestris* pv. *campestris* (Pammel) Dowson** **Nerviación negra de las crucíferas**

Sinónimos: *Xanthomonas campestris*.

Taxonomía: "Proteobacteria"; Gammaproteobacteria; Xanthomonadales; Xanthomonadaceae.

Descripción: Bacteria con forma bacilar, Gram-negativa y mótil por un flagelo polar. No esporulada. Estrictamente aeróbica, quimio-organoheterótrofa. Produce pigmento amarillo característico (xanthomonadina) y polisacárido extracelular.

Huéspedes: Berza*, brócoli*, col*, col china*, col de Bruselas*, coliflor* y otras crucíferas.

*Huéspedes identificados en España.

Sintomatología: Manchas con halo en hojas, nerviaciones negras, necrosis marginales triangulares con bordes amarillentos y clorosis. Vasos oscuros, marchitez y enanismo.

Transmisión: Semilla, restos de cultivo, lluvia y viento.

Distribución geográfica: Mundial. En España, identificada esporádicamente en zonas de cultivo de *Brassica* spp., con incidencia variable según los años.

Referencias:

- Urquijo P., Sardiña J.R., Santaolalla G. (1970). Patología Vegetal Agrícola, 2ª ed. Mundi-Prensa, Madrid.
- Ortega, A.M., López, M.M. (1990). Identificación de *Xanthomonas campestris* pv. *campestris* (Pammel) Dowson en distintas especies de *Brassica*. Estudios de Fitopatología, 199-204. SEF, Consejería de Agricultura, Industria y Comercio, Junta de Extremadura.

***Xanthomonas cucurbitae* (Bryan) Vauterin et al.**
Mancha bacteriana de las cucurbitáceas

Sinónimos: *Xanthomonas campestris* pv. *cucurbitae*.

Taxonomía: "Proteobacteria"; Gammaproteobacteria; Xanthomonadales; Xanthomonadaceae.

Descripción: Bacteria con forma bacilar, Gram-negativa y aeróbica. No esporulada. Estrictamente aeróbica y quimio-organoheterótrofa. Produce pigmento amarillo característico (xanthomonadina) y polisacárido extracelular.

Huéspedes: Calabaza* y otras cucurbitáceas.

*Huésped identificado en España.

Sintomatología: Moteado en hojas, con pequeñas lesiones húmedas que evolucionan a lesiones redondas de color castaño, con centros translúcidos y halos amarillos que llegan a secarse. Manchas redondas pequeñas en frutos.

Transmisión: Lluvia y viento.

Distribución geográfica: Mundial. En España, se ha citado muy esporádicamente en cucurbitáceas.

Referencias:

- Beltrá, R., López, M.M. (1994). Mancha bacteriana. *Xanthomonas campestris* pv. *cucurbitae*. En (Díaz Ruiz, J.R.; García Jiménez, J.) Enfermedades de las cucurbitáceas en España. Monografías de la SEF 1: 25.

Xanthomonas fragariae Kennedy y King

Mancha angular de la fresa

Taxonomía: "Proteobacteria"; Gammaproteobacteria; Xanthomonadales; Xanthomonadaceae.

Descripción: Bacteria con forma bacilar, Gram-negativa, mayoría de células no móviles, pero algunas tienen un único flagelo polar. No esporulada. Estrictamente aeróbica y quimio-organoheterótrofa. Produce pigmento amarillo característico (xanthomonadina) y polisacárido extracelular. Se distingue de otras especies de *Xanthomonas* por su imposibilidad de crecer a 35°C.

Huéspedes: Fresa*.

*Huésped identificado en España.

Sintomatología: Produce lesiones foliares angulares, que comienzan como manchas hídricas en el envés y luego forman áreas necróticas limitadas por los nervios. Frecuente aparición de exudados amarillentos en el envés. Se ha descrito en algunos casos la invasión sistémica que causa decaimiento y colapso de la planta.

Transmisión: Material vegetal, restos de cultivo, técnicas culturales, lluvia y viento.

Distribución geográfica: Mundial. En España, se ha identificado en viveros y zonas de producción de fresa. Distribución restringida.

Referencias:

- López, M.M., Aramburu, J.M., Borrás, V. (1985). Detección e identificación de *Xanthomonas fragariae* en España. Anales del Instituto Nacional de Investigaciones Agrarias. Serie Agrícola 28: 245-259.
- Smith, I.M., McNamara, D.G., Scott, P.R., Harris, K.M. (1992). Quarantine pests for Europe: data sheets on quarantine pests for the European communities and for the EPPO. CAB International. EPPO. 1032 pp.
- Noval, C., Páez, J.I. (1996). *Xanthomonas fragariae* Kennedy y King. Fichas de diagnóstico en laboratorio de organismos nocivos de los vegetales. Ficha 16. Ministerio de Agricultura, Pesca y Alimentación. Madrid.

- Villagómez, M. (1996). *Xanthomonas fragariae* Kennedy y King. Fichas de diagnóstico en laboratorio de organismos nocivos de los vegetales. Ficha 16. Ministerio de Agricultura, Pesca y Alimentación. Madrid.
- CABI/EPPO (1998). Distribution maps of quarantine pests for Europe. *Xanthomonas fragariae*. Map 284.

***Xanthomonas hortorum* pv. *pelargonii* (Brown) Vauterin et al.
Marchitez bacteriana del geranio**

Sinónimos: *Xanthomonas campestris* pv. *pelargonii*, *Xanthomonas pelargonii*.

Taxonomía: "Proteobacteria"; Gammaproteobacteria; Xanthomonadales; Xanthomonadaceae.

Descripción: Bacteria con forma bacilar, Gram-negativa. No esporulada. Estrictamente aeróbica, Químio-organoheterótrofa. Mótil con un flagelo polar. Produce pigmento amarillo característico (xanthomonadina) y polisacárido extracelular.

Huéspedes: *Pelargonium* spp.

*Huésped identificado en España.

Sintomatología: En hojas, manchas primero húmedas y luego pardas, con halo clorótico y necrosis marginales sectoriales. Exudados en condiciones húmedas. Lesiones pardas en los vasos y marchitez parcial o generalizada de la planta. Frecuentes infecciones latentes en material de propagación.

Transmisión: Material vegetal, restos de cultivo, técnicas culturales, lluvia y viento.

Distribución geográfica: Mundial. En España, distribución restringida.

Referencias:

- Cambra, M. (2000). *Xanthomonas campestris* pv. *pelargonii* (Brown) Dye. Fichas de diagnóstico de organismo nocivos de los vegetales. Ficha 165. Ministerio de Agricultura, Pesca y Alimentación. Madrid.

***Xanthomonas vesicatoria* (ex Doidge) Vauterin et al.**

Mancha bacteriana del pimiento

Sinónimos: *X. campestris* pv. *vesicatoria*, *X. axonopodis* pv. *vesicatoria*.

Taxonomía: "Proteobacteria"; Gammaproteobacteria; Xanthomonadales; Xanthomonadaceae.

Descripción: Bacteria con forma bacilar, Gram-negativa. No esporulada. Estrictamente aeróbica, quimio-organoheterótrofa. Mótil por un flagelo polar. Produce pigmento amarillo característico (xanthomonadina) y polisacárido extracelular. Existen varios grupos de cepas en la antigua especie *X. campestris* pv. *vesicatoria*, con distintos caracteres fenotípicos y moleculares y que se han considerado recientemente especies distintas (*X. gardneri*, *X. perforans*, *X. euvesicatoria*, *X. vesicatoria*) y antes *X. axonopodis* pv. *vesicatoria*.

Huéspedes: Pimiento* y tomate*.

*Huéspedes identificados en España.

Sintomatología: Manchas necróticas con halo en hojas, necrosis marginales y defoliación. Pústulas pardas en fruto. Exudados amarillentos si la humedad es elevada. Síntomas similares a los de *Xanthomonas axonopodis* pv. *vesicatoria*.

Transmisión: Semilla, restos de cultivo, técnicas culturales, lluvia y viento.

Distribución geográfica: Mundial. En España se han identificado focos en pimiento y muy raramente en tomate. Se han tomado medidas de erradicación. Se ha podido confundir en algunos casos con *Xanthomonas axonopodis* pv. *vesicatoria*.

Referencias:

- López M.M., Salcedo C.I., Pérez M.A. (1985). Características de aislados españoles de *Corynebacterium michiganense* y de *Xanthomonas vesicatoria*. Anales del Instituto Nacional de Investigaciones Agrarias. Serie Agrícola, 28: 235-243.
- CABI/EPPO (1998). Distribution maps of quarantine pests for Europe. *Xanthomonas vesicatoria*, Map. 289.
- Cazorla, F.M., Pérez-García, A., Rivera, E., Codina, J.C., Torés, J.A., de Vicente, A. (2000). Bacterial diseases of tomato in Southern Spain: application of a detached tissue assay to evaluate bacterial pathogenicity. Bulletin OEPP/EPPO Bulletin 30: 351-356.

- Sesma, A., Pueyo, A., Rico, A., Jones, J., Murillo, J. (2001). Characterization of Spanish strains of *Xanthomonas* isolated from tomato and pepper fields. Proceedings of the 11th Congress of the Mediterranean Phytopathological Union, Evora, 304-306.
- Santiago, R. (2003). *Xanthomonas vesicatoria* (ex Doidge) Vauterin et al. Fichas de diagnóstico en laboratorio de organismos nocivos de los vegetales. Ficha 166. Ministerio de Agricultura, Pesca y Alimentación. Madrid.

Xylophilus ampelinus (Panagopoulos) Willems *et al.* Necrosis bacteriana de la vid

Sinónimos: *Xanthomonas ampelina*.

Taxonomía: "Proteobacteria"; Betaproteobacteria; Burkholderiales; (género no asignado a familia).

Descripción: Bacteria con forma bacilar, Gram-negativa, mótil, con un flagelo polar. No esporulada. Estrictamente aeróbica y quimio-organoheterótrofa. Colonias con pigmento amarillo característico y de muy lento desarrollo.

Huéspedes: Vid*.

*Huéspedes identificados en España.

Sintomatología: Produce aborto de yemas en brotes, sarmientos y racimos y chancros oscuros, abiertos y profundos. Lesiones en vasos y médula. Puede afectar gravemente al desarrollo de la planta y a las sucesivas brotaciones. Los síntomas pueden desaparecer al cabo de varios años, por causas desconocidas.

Transmisión: Material vegetal, lluvia, viento y técnicas culturales.

Distribución geográfica: Zona mediterránea y Sudáfrica. En España, se han descrito focos en Aragón, La Rioja y Galicia, habiendo disminuido su incidencia a partir de los años noventa.

Referencias:

- Ruiz Castro, A. (1950). La lucha contra las enfermedades del viñedo en España. Boletín Patología Vegetal y Entomología Agrícola 18: 243-280.
- López, M.M., Gracia, M., Sampayo, M. (1987). Current state of *Xanthomonas ampelina* in Spain and susceptibility of Spanish cultivars to bacterial necrosis. Bulletin OEPP 17: 231-236.
- Gorris, M.T., Cambra, M., López, M.M. (1989). Production of monoclonal antibodies specific to *Xylophilus ampelinus*. Proceedings 7th International Conference on Plant Pathogenic Bacteria. Budapest: 913-921.
- Cambra, M.A. (1997). La necrosis bacteriana de la vid, causada por *Xylophilus ampelinus*. Detección serológica, distribución en Aragón y sensibilidad varietal. Tesis doctoral. Universidad Politécnica de Valencia. Escuela Técnica Superior de Ingenieros Agrónomos.

- López, M.M. (1998). Necrosis bacteriana. En (Arias Giralda, A.) Los parásitos de la vid. 4ª Ed. MAPA. Mundi-Prensa, Madrid.
- Cambra M., Bernal, I. (1999). *Xylophilus ampelinus* (Panagopoulos) Willems *et al.* Fichas de diagnóstico en laboratorio de organismos nocivos de los vegetales. Ficha 167. Ministerio de Agricultura, Pesca y Alimentación. Madrid.

Mollicutes

Apple proliferation phytoplasma Fitoplasma de la proliferación del manzano

Sinónimos: Apple witches' broom, *Candidatus* Phytoplasma mali

Descripción: Organismo tipo micoplasma. No cultivado. Clasificado 16SrX-A

Huéspedes: Manzano.

Sintomatología: Brotación de ramos anticipados (“proliferaciones, “escobas”) o con entrenudos muy cortos (“rosetas”). Hojas con estípulas anormalmente grandes, irregularmente aserradas. Puede aparecer clorosis, enrojecimiento prematuro y defoliación. Floración tardía y pétalos irregulares en tamaño, pueden presentar filodia. Frutos de pequeño calibre y maduración retrasada. Sensibilidad al oidio muy marcada. El árbol afectado puede presentar falta de vigor. Sistema radicular de forma compacta. La distribución en el árbol no es homogénea. Durante el año la distribución del fitoplasma no es constante en el árbol infectado, disminuyendo en invierno y reinvasiéndolo los tallos en primavera-verano, aunque su concentración siempre depende de la temperatura.

Transmisión: Se transmite por injerto. No se transmite por semilla o polen. Como posibles vectores de la enfermedad se ha citado a los Cicadélidos, aunque no se dispone de suficiente información. *Cacopsylla melanoneura* ha sido citada como transmisor del fitoplasma, encontrándose psílidos infectados procedentes de campo; asimismo, se ha comprobado su eficiencia en la transmisión mediante transmisión artificial. También está citada *C. picta*.

Distribución geográfica: Austria, Bélgica, Bulgaria, Yugoslavia, Croacia, República Checa, Dinamarca, Francia, Alemania, Grecia, Hungría, Italia, Holanda, Noruega, Polonia, Rumania, Eslovaquia, Eslovenia, España, Inglaterra, Chipre, Turquía, Asia. En España se ha identificado en manzano de sidra.

Referencias:

- Avinent, L., Llácer, G. (1994). Detección de fitoplasmas en frutales mediante la reacción en cadena de la polimerasa (PCR). Investigación Agraria, Producción y Protección Vegetales. Fuera de Serie 2: 201-205.
- Avinent, L., Llácer, G. (1995). Detection of phytoplasmas in fruit trees by polymerase chain reaction (PCR) in Spain. Acta Horticulturae 386: 480-483.
- Batlle A., Laviña A., García-Chapa M., Sabaté J., Folch C., Asin L., (2004). Comparative results between different detection methods of virus and phytoplasma for a pear

and apple certification program. *Acta Horticulturae* 657: 71-77.

- Casanova, R., Llácer, G., Sánchez-Capuchino, J.A. (1980). Remission of symptoms of apple proliferation, after injection of concentrated tetracycline solutions. *Acta Phytopathologica Academiae Scientiarum Hungaricae* 15: 273-277.
- Casanova, R., Sánchez-Capuchino, J.A., Llácer, G. (1982). Acción de la penicilina G potásica sobre el "apple proliferation". *Anales del Instituto Nacional de Investigaciones Agrarias, Agrícola* 19: 139-149.
- Morvan, G., Castelain, C., Schmid, G., Peña-Iglesias, A. (1975). Apple proliferation. *Acta Horticulturae* 44: 175-199.
- Sánchez-Capuchino, J.A., Casanova, R., Llácer, G. (1979). Remisión de síntomas de apple proliferation, tras la inyección de soluciones concentradas de tetraciclina. *Anales del Instituto Nacional de Investigaciones Agrarias. Protección Vegetal* 12: 87-93.
- Seemuller, E., Zawadzka, B.J., Kunze, L., Sánchez-Capuchino, J.A., Llácer, G., Casanova, R., Forner, J.B., Bono, R., Gheorghiu, E (1976). Diseases caused by mycoplasma-like organisms. *Acta Horticulturae* 45: 109-157.
- Tedeschi R., Alma A. (2004). Transmission of apple proliferation phytoplasma by *Cacopsylla melanoneura* (Homoptera: Psyllidae). *Journal of Economic Entomology* 97: 8-13.

Apricot chlorotic leaf roll phytoplasma Fitoplasma del enrollado clorótico del albaricoquero

Sinónimos: European stone fruit yellows phytoplasma, Peach chlorotic leaf roll virus, *Candidatus* Phytoplasma prunorum.

Descripción: Organismo tipo micoplasma, todavía no cultivado. Fitoplasma perteneciente al grupo del Apple proliferation phytoplasma. Pertenecce al subgrupo ribosomal del 16Sr-X.

Huéspedes: Albaricoquero, ciruelo japonés, melocotonero, *Prunus salicina*. También se ha identificado en especies silvestres del genero *Prunus*, como *Prunus spinosa* y *Prunus mahaleb*. Entre las plantas silvestres cabe citar *Convolvulus arvensis* y *Cynodon dactylon*.

Sintomatología: Hojas cloróticas y enrolladas, brotación anticipada de hojas durante el invierno, floración escasa e irregular, necrosis del líber por helada en los árboles salidos prematuramente del reposo invernal, muerte de ramas o árboles enteros. Proliferación de yemas. En *Prunus salicina* los síntomas son similares pero menos típicos. Las hojas son más pequeñas y enrojecidas.

Transmisión: Por injerto, por material vegetal. Se transmite mediante un insecto vector, el psílido *Cacopsylla pruni*. El cicadélido *Fiebertiella florii* ha sido citado como vector potencial de la enfermedad.

Distribución geográfica: Francia, Alemania, Italia, Grecia, Rumania, Yugoslavia, Suiza. En España se ha señalado en Cataluña, Aragón, Extremadura y Valencia.

Referencias:

- Avinent, L., Llácer, G. (1994). Detección de fitoplasmas en frutales mediante la reacción en cadena de la polimerasa (PCR). Investigación Agraria, Producción y Protección Vegetales. Fuera de Serie 2: 201-205.
- Avinent, L., Llácer, G. (1995). Detection of phytoplasmas in fruit trees by polymerase chain reaction (PCR) in Spain. Acta Horticulturae 386: 480-483.
- Carraro, L., Ferrini, F., Labonne, G., Ermacora, P., Nazia, Loi (2004). Seasonal infectivity of *Cacopsylla pruni*, vector of European stone fruit yellows phytoplasma. Ann. Appl. Biol. 144: 191-195.
- Laviña, A., Sabaté, J., García-Chapa, M., Torres, E., Batlle, A. (2004). Occurrence and Epidemiology of European Stone Fruit Yellows Phytoplasma in Spain. Acta Horticulturae 657: 489-494.

- Laviña, A., Sabate, J., García-Chapa, M. Batlle, A. (2005). Alternative hosts and epidemiology of European stone fruit yellows phytoplasma (ESFYP) in Spain. *Phytopathology* 95 (supplement) pp 153.
- Llácer, G. (1974). El virus del enrollamiento clorótico, productor de una forma de "déperissement" del albaricoquero en la región del Ebro. *Anales del Instituto Nacional de Investigaciones Agrarias. Protección Vegetal* 4: 27-74.
- Llácer, G., Medina, V. (1986). A new approach to the epidemiology and control of apricot chlorotic leaf roll in the Valencia region. *Acta Horticulturae* 192: 183-187.
- Llácer, G., Medina, V. (1988). A survey of potential vectors of apricot chlorotic leaf roll. *Agronomie* 8: 79-83.
- Llácer, G., Medina, V., Archelos, D. (1986). Investigación sobre la detección, difusión natural y control del enrollamiento clorótico del albaricoquero. *Boletín de Sanidad Vegetal Plagas* 12: 181-207.
- Morvan, G. (1991). Virus and mycoplasma diseases of apricots. *Acta Horticulturae* 293: 537-553.
- Sánchez-Capuchino, J.A., Forner, J.B. (1975). Vegetative disorders in the Japanese plum trees on myrobalan rootstock in the province of Valencia (Spain). *Acta Horticulturae* 44: 93-97.
- Sánchez-Capuchino, J.A., Llácer, G., Forner, J.B. (1975). Epidemiología y huéspedes naturales del "Apricot chlorotic leaf roll" en el Levante Español. *ITEA. Información Técnica Económica Agraria* 6: 81-87.
- Seemuller, E., Zawadzka, B.J., Kunze, L., Sánchez-Capuchino, J.A., Llácer, G., Casanova, R., Forner, J.B., Bono, R., Gheorghiu, E (1976). Diseases caused by mycoplasma-like organisms. *Acta Horticulturae* 45: 109-157.

Aster yellows phytoplasma

Fitoplasma del amarilleo del aster

Sinónimos: Lettuce yellows. Se ha propuesto el nombre de *Candidatus Phytoplasma asteris*.

Descripción: Procariota sin pared, limitado por una membrana plasmática trilaminar. Los fitoplasmas incluidos en el grupo del Aster yellows causan enfermedades de tipo “amarilleo”. Pertenece al subgrupo ribosomal del 16Sr, I-B.

Huéspedes: Afecta a un gran número de especies de plantas, entre las que cabe citar: *Allium* sp., *Apium graveolens* (Apio), *Aster*, *Callistephus chinensis* (Aster chino), *Daucus carota* (Zanahoria), *Gladiolus* sp. (Gladiolo), *Hordeum vulgare* (Cebada), *Lactuca sativa* (Lechuga), *L. serriola*, *Linum usitatissimum* (Lino), *Lycopersicon esculentum* (Tomate), *Solanum tuberosum* (Patata), *Spinacia oleracea* (Espinaca), Rosa, Cosmos, Petunia, Estaticite, Vinca, Camomila, *Sonchus* sp., *Taraxacum officinale*, etc.

Sintomatología: Produce amarilleo general o clorosis, enanismo, distorsión y deformación de las hojas. Esterilidad de las flores y malformación de los órganos florales, disminución en cantidad y calidad de la cosecha. En zanahoria comienza con un aclareo de los nervios de las hojas, que evoluciona a un amarilleo de las hojas jóvenes de la corona. Producción de muchos brotes adventicios. Las hojas adultas toman coloraciones bronceadas o rojizas. Las zanahorias son pequeñas, ahusadas o con formas anormales y con gran cantidad de raíces secundarias pubescentes. La corona toma forma de cono. En el aster se produce un acortamiento de los entrenudos y brotaciones axilares. En lechuga, amarilleo y deformación de las hojas del cogollo. Las plantas afectadas jóvenes presentan enanismo.

Transmisión: Por cicadélidos, entre los que cabe citar *Macrostelus fascifrons* como el vector más importante y *M. quadrilineatus* y *Euscelidius variegatus*, entre otros muchos.

Distribución geográfica: Se ha descrito en Estados Unidos, Japón, Polonia, Holanda, Francia, Italia, Alemania, Argentina, Australia, Canadá, Checoslovaquia, Colombia, Guatemala, Hungría, Perú, Rumania, URSS. En España ha sido citado en Cataluña, Castilla y Valencia.

Referencias:

- Abad, P., Font, I., Rally, E.L., Espino, A.I., Jordá, C., Davis, R.E. (1999). Phytoplasmas associated with carrot yellows in two Spanish regions. First Internet Conference on Phytopathogenic Mollicutes. Pag. 71.

- Avinent L., Llácer G. (1996). Fitoplasmas y espiroplasmas fitopatógenos. En: Llácer, G., López, M., Trapero, A., Bello, A. (Eds). *Patología Vegetal*. Phytoma-España, 443-488.
- Batlle, A., Sabaté, J., Laviña, A., (2007). First report of Phytoplasmas Associated with the Degeneration Syndrome of Artichoke in Catalonia (Spain). *Plant Disease* 91: 769.
- Davis, R.E., Prince, J.P., Hammond, R.W., Rally, E.L. and Lee I.M. (1992). Polymerase chain reaction detection of Italian periwinkle virescence mycoplasma-like organism (MLO) and evidence for relatedness with aster yellows MLOs. *Petria* 2: 184-193.
- Davis, R.E., Whitcomb, R.F. (1970). Evidence on possible micoplasmata etiology of aster yellows disease. I. Suppression of symptom development in plants by antibiotics. *Infect. Immun.* 2: 201-208.
- Doi, Y., Teranaka, M., Yora, K., Asuyama, H. (1967). Micoplasmata or PLT group-like microorganism found in the phloem elements of plants infected with mulberry dwarf, potato witches' broom, aster yellows, or Paulownia witches' broom. *Ann. Phytopath. Soc. Japan* 33: 259-266.
- Esau, K., Magyarosy, A.C., Breazeale, V. (1976). Studies of the micoplasmata-organism (MLO) in spinach leaves affected by the aster yellows disease. *Protoplasma* 90: 189-203.
- Lee, I.M., Davis, R.E., Chen, T.A., Chiykowski, L.N., Fletcher, J., Hiruki C. (1991). Classification of MLOs in the aster yellows MLO strain cluster on basis of RFLP analyses. *Phytopathology* 81: 1169
- Lee, I.M., Gundersen-Rindal, D.E., Davis, R.E., Bartoszyk, I.M. (1998). Revised classification scheme of phytoplasmas based on RFLP analyses of 16S rRNA and ribosomal protein gene sequences. *International Journal of Systematic Bacteriology* 48: 1153-1169.

Bois Noir phytoplasma

Fitoplasma asociado a la madera negra de la vid

Sinónimos: Grapevine bois noir phytoplasma, Black wood.

Descripción: No es un micoplasma específico de la vid. Pertenece al grupo Stolbur. Tiene un rango de hospedantes muy amplio, causando enfermedades en diversos cultivos hortícolas, ornamentales y frutales. Junto a la Flavescencia dorada son considerados como las enfermedades que causan amarilleos en la vid. Pertenece al subgrupo ribosomal del 16Sr, XII-A.

Huéspedes: Frutales, hortícolas, ornamentales, vid. En plantas silvestres, se ha descrito que infecta a *Convolvulus arvensis*, *Urtica dioica* y *Solanum nigrum*.

Sintomatología: En primavera se manifiesta por una reducción del crecimiento, mientras que en verano la planta adopta un hábito llorón, las hojas se endurecen y enrollan hacia el envés, disponiéndose unas sobre otras, dando al sarmiento aspecto de serpiente. Las hojas duras y quebradizas tienen un color amarillo dorado en las variedades blancas y rojizo en las tintas. La sintomatología es similar a la presentada por la Flavescencia dorada. El nombre hace referencia al ennegrecimiento de los brotes no lignificados en invierno.

Transmisión: Ha sido transmitido experimentalmente a vid con fulgóricos de la especie *Hyalesthes obsoletus* infectados naturalmente con dicho fitoplasma; recientemente se ha señalado a *H. obsoletus* como posible vector de la enfermedad.

Distribución geográfica: Francia, Alemania, Italia, Suiza. En España se ha citado en Aragón, Murcia, Rioja, Navarra, Álava, Islas Canarias y Cataluña.

Referencias:

- Abad, P., Font, I., Espino, I., González, A., Santiago, R., Pérez, J.L., Serra, J., Torres, E., Rally, E.L., Davis, R.E., Jordá, C. (1998). Nuevos casos de fitoplasmas diagnosticados en España. IX Congreso de la Sociedad Española de Fitopatología, 85.
- Batlle, A., Martínez, M.A., Laviña, A. (2000). Occurrence, distribution and epidemiology of Grapevine Yellows in Spain. *European Journal of Plant Pathology* 106: 811-816.
- Batlle, A., Sabaté, J., Laviña, A. (2005). Epidemiology and detection of stolbur phytoplasma affecting grapevine in Spain. *Phytopathology* 95 (supplement) pp.153.

- Laviña, A., Batlle, A., Larrue, J., Daire, X., Clair, D., Boudon-Padieu, E. (1995). First report of grapevine bois noir phytoplasma in Spain. *Plant Disease* 79: 1075.
- Laviña, A., Sabaté, J. Batlle, A. (2006). Spread and transmission of bois noir phytoplasma in two Spain regions. 15 th Meeting of International Council for the Study of Virus and Virus-like Diseases of the Grapevine (ICGV), 3-7 abril 2006, Stellenbosch (South Africa). Extended Abstracts pp. 218-220, (ISBN 1-86849-318-0).
- Lee, I.M., Davis, R.E., Chen, T.A. Chiykowski, L.N., Fletcher, J., Hiruki, C. (1991). Classification of MLOs in the aster yellows MLO strain cluster on basis of RFLP analyses. *Phytopathology* 81: 1169.
- Lee, I.M., Gundersen-Rindal, D.E., Davis, R.E., Bartoszyk, I.M. (1998). Revised classification scheme of phytoplasmas based on RFLP analyses of 16SrRNA and ribosomal protein gene sequences. *International Journal of Systematic Bacteriology* 48: 1153-1169.
- Sabaté, J., Laviña, A. y Batlle, A. (2006). Molecular characterization of stolbur phytoplasma isolates in grapevines and insect vectors. 15 th Meeting of International Council for the Study of Virus and Virus-like Diseases of the Grapevine (ICGV), 3-7 abril 2006, Stellenbosch (South Africa). Extended Abstracts pp-157-158, (ISBN 1-86849-318-0).
- Torres E., Botti S., Róala J., Martín M.P., Bertaccini A. (2005). Grapevine yellows diseases in Spain: Eight year survey of disease spread and molecular characterization of phytoplasmas involved. *Anales del Jardín Botánico de Madrid*, 62: 127-133.

Grapevine flavescence dorée phytoplasma

Fitoplasma asociado a la flavescencia dorada de la vid

Descripción: Micoplasma específico de la vid. El fitoplasma puede encontrarse en el floema de las plantas de vid infectadas. Es difícil diferenciarlo sintomatológicamente del fitoplasma de la Madera Negra de la vid, por el rango de los cultivares susceptibles a ambos fitoplasmas y porque los síntomas de ambas enfermedades son parecidos. Sin embargo, existen diferencias notables en cuanto a la epidemiología. Se considera como la enfermedad causada por fitoplasmas más importante y destructiva de la vid. Pertenece al subgrupo ribosomal del 16Sr, V-C.

Huéspedes: Vid.

Sintomatología: En primavera se manifiesta por una reducción del crecimiento mientras que, en verano, la planta adopta un hábito llorón, las hojas se endurecen y enrollan hacia el envés, disponiéndose unas sobre otras, dando un aspecto de serpiente al sarmiento. Las hojas duras y quebradizas tienen un color amarillo dorado en las variedades blancas y rojizo en las tintas. Reduce el vigor de las cepas y la calidad del vino, debido a la acidez y bajo contenido en azúcares de los frutos de las plantas infectadas.

Transmisión: Transmitido por el cicadélido *Scaphoideus titanus*. Es un vector muy móvil y eficiente. Tanto las ninfas como los adultos son capaces de adquirir el fitoplasma en su alimentación y, tras un periodo de latencia, capaces de transmitirlo. Sin medidas de control la enfermedad se extiende con mucha rapidez. También puede ser propagada la enfermedad con material vegetal.

Distribución geográfica: Francia, Italia. En España se ha señalado en Cataluña.

Referencias:

- Abad, P., Font, I., Espino, I., González, A., Santiago, R., Pérez, J.L., Serra, J., Torres, E., Rally, E.L., Davis, R.E., Jordá, C. (1998). Nuevos casos de fitoplasmas diagnosticados en España. IX Congreso de la Sociedad Española de Fitopatología, 85.
- Avinent, L., Llácer, G. (1996). Fitoplasmas y espiroplasmas fitopatógenos. En: Llácer G., López M., Trapero A., Bello A. (Eds). Patología Vegetal. Phytoma-España, 443-488.
- Battle, A., Laviña, A., Kuszala, C., Clair, D., Larrue, J., Boudon-Padieu, E. (1997). Detection of Flavescence dorée phytoplasma in grapevine in Northern Spain. *Vitis* 36: 211-214

- Batlle, A., Martínez, M.A., Laviña, A. (2000). Occurrence, distribution and epidemiology of grapevine yellows in Spain. *European Journal of Plant Pathology* 106: 811-816.
- Bertaccini, A., Arzone, A., Alma, A., Vibio, M. (1993). Detection of MLOs in *Scaphoideus titanus* reared on flavescence dorée-infected grapevine by dot hybridation using DNA probes. *Phytopathologia Mediterranea* 32: 20-24.
- Bertaccini, A., Vibio, M, Stefani E. (1995). Detection and molecular characterization of phytoplasmas infecting grapevine in Liguria (Italy). *Phytopathologia Mediterranea* 34: 137-141.
- Caudwell, A. (1964). Identification et étude d'une nouvelle maladie à virus de la vigne, la flavescence dorée. *Annales des Epiphyties* 15 (hors-sér. 1), 193 pp.
- Caudwell, A. (1990). Epidemiology and characterization of flavescence dorée (FD) and other grapevine yellows. *Agronomie* 10: 655-663.
- EPPO/CABI (1992). Grapevine flavescence dorée MLO. In: Quarantine pests for Europe (Ed. By Smith, I.M., McNamara D.G., Scott P.R., Harris K.M.) CAB International Wallingford, UK.
- Espacio, J., Martínez-Culebras, P. , Jordá, C., Hermoso de Mendoza, A. (2001). Prospección de la Flavescencia dorada y de sus vectores (Hemiptera, Cicadellidae) en la zona de viñedo de Requena (Valencia) / *Boletín de Plagas* 27: 519-526.
- Lee, I.M., Davis, R.E., Chen, T.A. Chiykowski, L.N., Fletcher, J., Hiruki, C. (1991). Classification of MLOs in the aster yellows MLO strain cluster on basis of RFLP analyses. *Phytopathology* 81: 1169.
- Lee, I.M., Gundersen-Rindal, D.E., Davis, R.E., Bartoszyk, I.M. (1998). Revised classification scheme of phytoplasmas based on RFLP analyses of 16SrRNA and ribosomal protein gene sequences. *International Journal of Systematic Bacteriology* 48: 1153-1169.
- Maixner, M., Daire, X., Boudon-Padieu, E., Laviña, A., Batlle, A. (1997). Sanitary selection of the grapevine. *Protocols for detection of viruses and virus-like diseases: Phytoplasmas*. INRA-Editions. Les Colloques. 86: 183-197.
- Torres, E., Botti, S., Róala, J., Martín, M.P., Bertaccini, A. (2005). Grapevine yellows diseases in Spain: Eight year survey of disease spread and molecular characterization of phytoplasmas involved. *Anales del Jardín Botánico de Madrid*, 62: 127-133.

Pear decline phytoplasma

Fitoplasma del decaimiento del peral

Sinónimos: Pear leaf curl, Pear “moria”, Parry’s disease, *Candidatus* Phytoplasma pyri.

Descripción: Organismo tipo micoplasma, todavía no cultivado con membrana trilaminar. Localizado en los vasos del floema. Pertenece al subgrupo ribosomal del 16Sr X-C.

Huéspedes: En general afecta a *Pirus* sp. Cabe citar un decaimiento rápido en *Pirus pyrifolia* y *P. ussuriensis*. Con un decaimiento lento *P. communis*, *P. betulifolia* y *P. calleryana*. También está citado en algunas especies de *Cydonia* sp.

Sintomatología: Enrojecimiento precoz de las hojas, a veces incluso en julio, corteza rojiza, defoliación importante, crecimiento débil y decaimiento general de los árboles, que les conduce a la muerte más o menos rápidamente, dependiendo del patrón. Se han citado dos tipos de decaimiento, el rápido y el lento; que aparezca uno u otro depende de la sensibilidad del árbol a la enfermedad y las prácticas culturales con las que se lleve a cabo la plantación. El decaimiento rápido aparece cuando el floema de la zona de unión del patrón y el injerto está muy dañado, en la época de crecimiento, los frutos dejan de desarrollarse y las hojas se marchitan rápidamente. Comienza con un amarilleo y la muerte del árbol sobreviene en unos días. En el decaimiento lento, los árboles se van debilitando progresivamente, el desarrollo se ve reducido, las hojas escasean, son pequeñas, de consistencia como cuero y de color verde claro, con bordes enrollados y que toman coloraciones rojizas; esto puede prolongarse durante semanas, meses e incluso años. Suele aparecer en primavera o al final del verano. Este fitoplasma se considera endémico en muchas zonas de nuestro país, manifestándose la forma suave de la enfermedad o “show decline”.

Transmisión: Por injerto, aunque se considera de baja incidencia. Por vector, estando citado el psílido del peral, *Cacopsylla pyricola*, siendo más eficientes en la transmisión las hembras que los machos. Este psílido causa, además de su acción como vector del decaimiento del peral, daños “per se” en la alimentación, por introducir en las hojas fitotoxinas de la saliva. También se han encontrado otros psílicos en el peral, *C. pyri* y *C. pyrisuga*, aunque su papel como vectores de la enfermedad no se ha demostrado claramente.

Distribución geográfica: Canadá, USA (California, Oregón, Washington) y Europa (Alemania, Italia, Inglaterra, Suiza, Austria, república Checa, Holanda, Eslovaquia, Eslovenia, Yugoslavia, Polonia); en España se ha señalado en Cataluña, Aragón, Valencia y Andalucía. También citado en África y Australia.

Referencias:

- Avinent, L., Llácer, G. (1994). Detección de fitoplasmas en frutales mediante la reacción en cadena de la polimerasa (PCR). *Investigación Agraria, Producción y Protección Vegetales. Fuera de Serie 2*: 201-205.
- Avinent, L., Llácer, G. (1995). Detection of phytoplasmas in fruit trees by polymerase chain reaction (PCR) in Spain. *Acta Horticulturae* 386: 480-483.
- Avinent, L., Llácer G. (1996). Fitoplasmas y espiroplasmas fitopatógenos. En: Llácer G., López M., Trapero A., Bello A. (Eds). *Patología Vegetal. Phytoma-España* 443-488.
- Avinent, L., Llácer, G., Almacellas, J., Torá, R. (1997). Pear decline in Spain. *Plant Pathology* 46: 694-698.
- Batlle, A., Laviña, A., Marta, F., Medina, V. (1999). Incidencia y detección del fitoplasma asociado al decaimiento del peral en la provincia de Lérida. *Phytoma* 114: 181-183.
- García-Chapa, M., Medina, V., Viruel, M.A., Laviña, A., Batlle, A. (2003). Seasonal detection of Pear decline phytoplasma by nested-PCR in different pear cultivars. *Plant Pathology* 52: 513-520.
- García-Chapa, M., Laviña, A., Sánchez, I., Medina, V., Batlle, A. (2003). Occurrence, Symptom Expression and characterization of phytoplasma associated with pear decline in Catalonia (Spain). *Journal of Phytopathology* 151: 584-590.
- García Chapa, M. (2004). Detección, transmisión y caracterización del fitoplasma asociado a la enfermedad del decaimiento del peral. Tesis doctoral. Universidad Autónoma de Barcelona. Dpto. Biología Celular y Fisiología.
- García-Chapa, M., Batlle, A., Rekab, D., Ruiz, M., Firrao, G. (2004). PCR mediated whole genome amplification of phytoplasmas. *Journal of Microbiological Methods*. 56: 231-242.
- García-Chapa, M., Batlle, A., Laviña, A., Galipienso, L., Firrao, G. (2004). Pear decline phytoplasma detection in pear trees and insect vectors by dot-blot hybridization and nested-PCR. *Acta Horticulturae* 657: 431-436.
- García-Chapa, M., Batlle, A., Laviña, A., Camprubi, A., Estaun, V., Calvet, C. (2004). Tolerance Increase to Pear decline Phytoplasma in Mycorrhizal OHF-333 Pear Rootstock. *Acta Horticulturae* 657: 437-441.

- García-Chapa, M., Sabaté, J., Laviña, A., Batlle, A. (2005). Role of *Cacopsylla piri* in the epidemiology of pear decline in Spain. *European Journal of Plant Pathology* 111: 9-17.
- Lee, I.M., Gundersen-Rindal, D.E., Davis R.E., Bartoszyk I.M. (1998). Revised classification scheme of phytoplasmas based on RFLP analyses of 16SrRNA and ribosomal protein gene sequences. *International Journal of Systematic Bacteriology* 48: 1153-1169.
- OEPP/EPPO (1978). EPPO data sheets on quarantine organisms N° 95.- pear decline (mycoplasma). *Bulletin OEPP/EPPO Bulletin* 8 (2).
- Rallo, L. (1973). Pear decline in plantations in the EBRO valley. *Anales Instituto Nacional de Investigaciones Agrarias. Series Protección Vegetal* 3: 147-205.
- Seemuller, E., Zawadzka, B.J., Kunze, L., Sánchez-Capuchino, J.A., Llácer, G., Casanova, R., Forner, J.B., Bono, R., Gheorghiu, E. (1976). Diseases caused by mycoplasma-like organisms. *Acta Horticulturae* 45: 109-157.

Potato stolbur phytoplasma

Fitoplasma del stolbur de la patata

Sinónimos: Tomato stolbur MLO, Classical stolbur MLO. Se propone el nombre de *Candidatus* Phytoplasma solana.

Descripción: Procariota sin pared celular, restringido a floema y ocasionalmente en células del parénquima; no ha sido cultivado axénicamente. Pertenece al subgrupo ribosomal del 16Sr XII. El fitoplasma o los fitoplasmas del grupo Stolbur causan enfermedades de tipo “amarilleo”.

Huéspedes: Afecta a más de 60 especies botánicas. Se ha citado principalmente en Solanáceas, afectando a pimiento, patata, tomate, berenjena. También ha sido diagnosticado en clavel, feijoa, fresa, vid (Madera negra), zanahoria, espárrago, endibia, avocado. La principal especie reservorio de la enfermedad es la correhuela o *Convolvulus arvensis*. Otras especies reservorio son *Urtica dioica*, *Callystegia sepium*, *Trifolium* sp. y *Lavandula officinalis*.

Sintomatología: Las hojas superiores toman color violeta o amarillo, con el ápice morado. Los sépalos adquieren gran tamaño, mientras que las flores y frutos no se desarrollan. En tomate se da crecimiento arbustivo de la planta por proliferación de yemas laterales. Cálices hipertrofiados y pétalos de color verde. En patata puede producir tubérculos aéreos y proliferación de yemas axilares. Plantas achaparradas. Bajo determinadas condiciones, los tallos más bajos presentan necrosis cortical y decoloración vascular. En pimiento, entrenudos cortos, yemas florales verdes. En zanahoria, amarillos y enrojecimiento de las hojas adultas, excesiva brotación de las yemas de la corona, deformación de las raíces, reducción del tamaño y envejecimiento prematuro de las mismas. En correhuela, aspecto achaparrado, entrenudos cortos y amarillos.

Transmisión: Se transmite por injerto, propagación vegetativa, plantas parásitas (*Cuscuta* sp.) y diversas especies de cicadélidos, siendo considerado como vector más importante *Hyalesthes obsoletus*. En condiciones experimentales se han identificado distintos cicadélidos como posibles transmisores de la enfermedad; entre ellos *Euscelis plebejus*, *E. obsoletus*, *Aphrodes bicinctus* y *Macrostelus quadripunctulatus*. En zanahoria está citada *Bacticerca trigonica* (sin.: *Trioza nigricornis* Forst.), psila de la familia *Triozidae*, como vector de la enfermedad.

Distribución geográfica: En Europa ha sido citado en Grecia, Polonia, Rusia, Ucrania, Yugoslavia, Bulgaria, República Checa, Francia, Hungría, Italia, Rumania, Suiza; en España se ha señalado en Andalucía, Aragón, Cataluña, Canarias, Galicia y Valencia. También ha sido citado en Armenia, Chipre, Israel y Turquía.

Referencias:

- Avinent, L., Llácer, G. (1995). El "stolbur" del tomate: Detección en España mediante la reacción en cadena de la polimerasa (PCR). *Boletín de Sanidad Vegetal, Plagas* 21: 417-423.
- Avinent L., Llácer G. (1996). Fitoplasmas y espiroplasmas fitopatógenos. En: Llácer, G., López, M., Trapero A., Bello, A. (Eds). *Patología Vegetal. Phytoma-España* 443-488.
- Castro, S., Romero, J. (2002). The association of Clover proliferation Phytoplasma with Stolbur disease of pepper in Spain. *J. Phytopathology* 150: 25-29.
- Del Serrone, P., Marzachi, C., Bragaloni, M., Galeffi, P. (2001). Phytoplasma infection of tomato in central Italy. *Phytopathol. Mediterr.* 40: 137-142.
- Font, I., Abad, P., Albiñana, M., Espino, A.I., Dally, E.L., Davis, R.E., Jordá, C. (1999). Amarillos y enrojecimientos en zanahoria: Una enfermedad a diagnóstico. *Bol. San. Veg. Plagas* 25: 405-415.
- García-Jimenez, J., Jordá, C., Medina, V., Alfaro, A. (1978). El "stolbur" del tomate en España. *Sociedad Española de Microbiología. Grupo de Fitopatología. Valencia.*
- Laviña, A., Batlle, A., García Farazo, J., López Herrera, C.J. (2002). First report of stolbur phytoplasma in avocado in Spain. *Plant Disease* 86:692.
- Lee, I.M., Gundersen-Rindal, D.E., Davis, R.E., Bartoszyk, I.M. (1998). Revised classification scheme of phytoplasmas based on RFLP analyses of 16SrRNA and ribosomal protein gene sequences. *International Journal of Systematic Bacteriology* 48: 1153-1169.
- Pracos, P., Renaudin, J., Eveillard, S., Mouras, A., Hernould, M. (2006). Tomato flowers abnormalities induced by Stolbur Phytoplasma infection are associated with changes of expression of floral development genes. *Molecular Plant-Microbe Interactions* 19: 62-68.

Spiroplasma citri Saglio

Sinónimos: Stubborn, “Little leaf”.

Descripción: Procariota sin pared, limitado por una membrana plasmática trilaminar. Células pleomórficas móviles con movimiento helicoidal. Microorganismo restringido al floema de las plantas.

Huéspedes: Pertenecen en su mayoría a la familia Rutaceae, tal como *Citrus aurantifolia* (lima), *C. aurantium* (naranja amarga), *C. clementina* (clementina), *C. jambhiri* (limón rugoso), *C. limon* (limón), *C. madurensis* (calamondín), *C. maxima* (pomelo), *C. paradisi*, *C. paradisi* x *C. reticulata* (tangelo), *C. sinensis* (naranja dulce), *C. sinensis* x *Poncirus trifoliata* (citrange), *C. unshiu* (satsuma), *Fortunella* sp. (kumquats). Entre las no rutáceas cabe citar: *Armoracia rusticana*, *Barbarea vulgaris*, *Brassica geniculata*, *B. nigra*, *B. oleracea*, *B. rapa*, *Capsella bursa-pastoris*, *Catharanthus roseus*, etc.

Sintomatología: Causa la enfermedad del ‘stubborn’ de los cítricos. Los árboles se enanizan, ramificándose, a menudo, de forma anormalmente densa y con las hojas erectas. Puede llegar a producir la muerte progresiva de ramas y brotes. Las hojas son más pequeñas, enrolladas, moteadas o cloróticas. Los entrenudos son más cortos y se produce una proliferación de yemas axilares. Los frutos son más pequeños.

Transmisión: Se transmite por propagación vegetativa y por cicadélidos (*Circulifer tenellus* y *Neolaliturus haematoceps*).

Distribución geográfica: Presente en muchas zonas de cultivo de los cítricos. Está citada su presencia en Egipto, Libia, Madagascar, Maruecos, Túnez, Irán, Irak, Israel, Líbano, Pakistán, Arabia Saudita, Siria, Turquía, Chipre, Grecia, Cerdeña, Sicilia, México, Estados Unidos, Argentina, Brasil, Perú, etc. En España se ha señalado en Valencia y Murcia.

Referencias:

- Abad, P., Alfaro-García, A., Davis, R.E., Dally, E.L. (1994). Identification of *Spiroplasma* strains by random amplification of polymorphic DNA (RAPD). International Organisation for Mycoplasma Letters 3: 515-516.
- Alfaro-García, A., Campos-Gimeno, T., Marti-Fabregat, F., (1976). *Spiroplasma citri* Sagl. en los cítricos españoles. Anales del Instituto Nacional de Investigaciones Agrarias. Protección Vegetal 6: 55-65.
- Bradbury J.F. (1991). *Spiroplasma citri*. IMI. Descriptions of Fungi and Bacteria. N° 1046.

- Commonwealth Mycological Institute. (CMI). (1993). Distribution of *Spiroplasma citri* Saglio *et al.* CMI Map 375, 3rd. Edition.
- Medina, V., Archelos, D., Llácer, G., Casanova, R., Sánchez-Capuchino, J.A., Martínez, A., Garrido, A. (1981). Contribución al estudio de los cicadélidos (Homoptera, Cicadellidae) en las provincias de Valencia y Murcia. Anales del Instituto Nacional de Investigaciones Agrarias, Agrícola 15: 157-179.
- Smith, I.M., Dunez, J., Phillips, D.H., Lelliott, R.A., Archer, S.A. (1992). Manual de enfermedades de las plantas. Ediciones Mundi-Prensa, Madrid.

Hongos

Acremonium cucurbitacearum Alfaro et al.

Taxonomía: Reino Fungi, Hongos Mitospóricos (División Eumycota, Subdivisión Deuteromycotina, Clase Hyphomycetes).

Descripción: Forma unos conidióforos a menudo ramificados en los que aparecen células conidiógenas monofiálicas que se van estrechando hacia su extremo distal. Las conidias se agregan en los extremos del conidióforo y son fuertemente curvadas, hialinas y con los extremos redondeados; miden 3,8-11 x 1,5-4 µm.

Huéspedes: Melón.

Sintomatología: Causa necrosis de raíces e hipocotilo y pérdida de barbada en plantas de melón y sandía, provocando una rápida muerte de la planta.

Referencias:

- Alfaro-García, A., Armengol, J., Bruton, B.D., Gams, W., García-Jiménez, J., Martínez-Ferrer, G. (1996). The taxonomic position of the causal agent of *Acremonium collapse* of muskmelon. *Mycologia* 88: 804-808.
- Armengol, J., Sanz, E., Martínez Ferrer, G., Sales, R., Bruton, B.D., García-Jiménez, J. (1998). Host range of *Acremonium cucurbitacearum*, cause of *Acremonium collapse* of muskmelon. *Plant Pathology* 47: 29-35.
- García-Jiménez, J., Velázquez, M.T., Jordá, C., Alfaro-García, A. (1994). *Acremonium* species as the casual agent of muskmelon collapse in Spain. *Plant Disease* 78: 416-419.

***Acremonium strictum* W. Gams**
Negreo

Sinónimos: *Cephalosporium acremonium* Corda.

Taxonomía: Reino Fungi, Hongos Mitospóricos (División Eumycota, Subdivisión Deuteromycotina, Clase Hyphomycetes).

Descripción: Forma conidióforos cilíndricos poco septados que llevan en el extremo pequeñas conidias ovoides, unicelulares y hialinas que permanecen juntas en un glomérulo apical y miden 4-12 x 2-3 μm .

Huéspedes: Encina, maíz.

Sintomatología: Los tejidos afectados toman un color rojizo que con el tiempo se torna marrón o negro. En la encina ataca a la madera y se produce un desarrollo excesivo de las ramificaciones adventicias. En maíz ataca a la flor, causando el negreo de la flor; las espigas afectadas pueden resultar estériles o, en caso de desarrollarse completamente, producir granos pequeños que dan lugar a plántulas enfermas.

Referencias:

- Collado, J., Platas, G., Peláez, F. (1996). Fungal endophytes in leaves, twigs and bark of *Quercus ilex* from central Spain. Nova Hedwigia 63: 347-360.

***Albugo candida* (Pers. ex Hook) O. Kuntze** **“Falsa roya” blanca de las crucíferas**

Sinónimos: *Cystopus candidus* (Pers.) Lév., *Albugo cruciferarum* (DC) S. F. Gray.

Taxonomía: Reino Chromista. Filo Oomycota (División Eumycota, Subdivisión Mastigomycotina, Clase Oomycetes).

Descripción: Micelio intercelular hialino, con haustorios globosos. Esporangios en cadenas, globosos a ovals, hialinos, de 12-18 µm de diámetro. Oosporas globosas, de color marrón oscuro, de 30-55 µm de diámetro.

Huéspedes: Crucíferas, principalmente de los géneros *Brassica* y *Raphanus*.

Sintomatología: Causa la “roya blanca” de las crucíferas, que se caracteriza por la presencia de manchas (soros) de color amarillento-blanquecino en tallos, peciolos y limbo foliar. No suele provocar daños económicos graves.

Referencias:

- CABI/EPPO (2001). *Albugo candida*. Distribution Maps of Plant Diseases nº 821.
- Cambra, M., Bernal, I. (1996). *Albugo candida* (Pers) Kuntze. *Albugo tragopogonis* (DC) Gray. Falsa roya blanca. Fichas de diagnóstico en laboratorio de organismos nocivos de los vegetales. Ficha 17. MAPA. Madrid.

***Albugo tragopogonis* (DC) S. F. Gray**
“Falsa roya” blanca de las compuestas

Sinónimos: *Cystopus cubicus* de Bary, *C. tragopogonis* (DC.) J. Schröt., *Uredo tragopogonis* DC.

Taxonomía: Reino Chromista. Filo Oomycota (División Eumycota, Subdivisión Mastigomycotina, Clase Oomycetes).

Descripción: Micelio intercelular hialino, con haustorios globosos. Esporangios hialinos a amarillo claro, cilíndricos, cortos, redondeados en el ápice y de 18-24 x 12-20 μm . Oosporas esféricas, de 44-57 μm y de color marrón oscuro.

Huéspedes: Escorzonera, gerbera, salsifí, girasol.

Sintomatología: Causa la “roya blanca” de las compuestas, que infecta principalmente las hojas y, en casos excepcionales, el tallo. Se caracteriza por la presencia de manchas (soros) de color amarillento-blanquecino. Se han descrito ataques muy graves en plantaciones.

Referencias:

- Cambra, M., Bernal, I. (1996). *Albugo candida* (Pers.) Kuntae. *Albugo tragopogonis* (DC) Gray. Falsa roya blanca. Fichas de diagnóstico en laboratorio de organismos nocivos de los vegetales. Ficha 17. MAPA. Madrid.
- Mukerji, K. G. (1975). *Albugo tragopogonis*. CMI Descriptions of pathogenic fungi and bacteria n° 458.
- Plate, H.P., Krober, H. (1977). Weisser Rost an Gerbera auf Teneriffa (Erreger: *Albugo tragopogonis* (DC.) S.F. Gray). Nachrichtenblatt des Deutschen Pflanzenschutzdienstes 29: 169-170.

***Alternaria alternata* (Fr.) Keissl.**

Sinónimos: *A. tenuis* C. G. Nees, *Torula alternata* Fr.

Taxonomía: Reino Fungi, Hongos Mitospóricos (División Eumycota, Subdivisión Deuteromycotina, Clase Hyphomycetes).

Descripción: Colonias de color negro o negro verdoso, a veces grises. Conidias formadas en cadenas largas, a veces ramificadas, de forma obclavada, obpiriforme, ovoide o elipsoide, con más de ocho tabiques transversales y con varios tabiques longitudinales u oblicuos, de 20-63 µm de longitud y 9-18 µm de grosor en su parte más ancha.

Huéspedes: Hongo habitualmente saprofito. En España se han descrito cepas patógenas sobre las variedades de cítricos Fortune, Nova y Mineola (*A. alternata* pv. *citri*) y sobre remolacha.

Sintomatología: En cítricos: en hojas jóvenes se observa la aparición de áreas necróticas irregulares de color marrón, con un característico halo amarillento. Las zonas necróticas tienden a disponerse a lo largo de las nerviaciones. En frutos, los síntomas incluyen desde manchas ligeramente deprimidas, de color marrón claro, hasta áreas circulares de color marrón oscuro en la superficie exterior. A menudo los frutos jóvenes y las hojas terminan cayendo y los frutos maduros no son comercializables, lo que supone importantes pérdidas económicas.

En remolacha: Manchas foliares, que en un primer momento se caracterizan por unos puntos necróticos de color marrón; al aumentar de tamaño, el borde de los mismos adquiere una tonalidad violácea, quedando el centro de color marrón claro. En estados más avanzados las manchas toman una forma irregular y en algunos casos circular, de color marrón o marrón oscuro. Finalmente se produce la muerte de las hojas, comenzando por las de más edad.

Referencias:

- Armengol, J., Sales, R., García-Jiménez, J., Alfaro-Lassala, F. (2000). First report of *Alternaria* brown spot of citrus in Spain. *Plant Disease* 84:1044.
- Ellis, M.B. (1971). Dematiaceous Hyphomycetes. CMI 608 pp.
- Pérez de Algaba, A., Rowe, J., Romero, F. (1984). *Alternaria tenuis*, un nuevo parásito de la remolacha en España. *Comunicaciones del III Congreso Nacional de Fitopatología*: 11-14. Puerto de la Cruz, Tenerife.

***Alternaria brassicae* (Berk.) Sacc.**
Negrón

Taxonomía: Reino Fungi, Hongos Mitospóricos (División Eumycota, Subdivisión Deuteromycotina, Clase Hyphomycetes).

Descripción: Produce un micelio inmerso de hifas ramificadas, septadas, hialinas y lisas. Los conidióforos salen en grupos de 2 a 10 desde las hifas a través de los estomas. Son simples, erectos o flexuosos, frecuentemente doblados, hinchados en la base y de color gris oliváceo. Dan lugar a unas conidias características de color verde oliva pálido, muy largas (75-300 x 20-30 μm), con un pico pronunciado de la mitad de su longitud.

Huéspedes: *Brassica oleracea* L., diversas variedades.

Sintomatología: Se transmite por semilla, pudiendo causar la muerte de las plántulas en el semillero. En la planta madura ataca a todas las partes aéreas. En las hojas se observan manchas de color pardo oscuro rodeadas de un halo de tejido clorótico. Las lesiones viejas pueden aparecer cubiertas de un fieltro de esporas amarillas.

Referencias:

- Romero-Muñoz, F., Jiménez-Díaz, R. M. (1979). La mancha negra: una enfermedad de la colza recientemente registrada en España. Anales del Instituto Nacional de Investigaciones Agrarias. Protección Vegetal 9: 11-31.

Alternaria brassicicola (Schwein.) Wiltshire Alternariosis

Sinónimos: *Helminthosporium brassicicola* Schwein.; *Alternaria circinans* Berk. & Curt.; *Alternaria oleracea* Milbraith.

Taxonomía: Reino Fungi, Hongos Mitospóricos (División Eumycota, Subdivisión Deuteromycotina, Clase Hyphomycetes).

Descripción: Conidióforos aislados o en grupos de 2 a 12 o más, más o menos cilíndricos, pero normalmente anchos en la base, tabicados, de pálidos a marrón oliváceos, lisos, de más de 70 μm de largo, 5-8 μm de ancho. Conidias normalmente en cadenas, a veces de más de 20, bifurcadas, estrechándose ligeramente hacia el ápice. La célula basal es redonda, la apical más o menos rectangular, sin pico, con 1-11 tabiques transversales y pocos longitudinales, casi siempre con estrechamiento en los tabiques. Longitud de 18-130 μm y anchura en la zona más ancha de 8-20 μm .

Huéspedes: Casi todas las crucíferas, principalmente *Brassica oleracea* y *Brassica campestris*.

Sintomatología: De todas las *Alternaria* que afectan a crucíferas, ésta es la especie más frecuente y dañina, especialmente sobre la coliflor. En semilleros causa moteado oscuro y halo amarillento en las hojas de las plántulas. Posteriormente se producen síntomas de "pie negro". En hojas maduras aparecen manchas punteadas rodeadas de halo amarillo, que derivan a manchas más grandes casi negras y con líneas concéntricas y centro más claro. En los cogollos de preinflorescencias de la coliflor causa manchas pardas que pueden derivar a podredumbres húmedas.

Referencias:

- Ellis, M.B. (1971). Dematiaceous, Hyphomycetes. CAB, CMI.
- Rodríguez Rodríguez, R., Rodríguez Rodríguez, J.M. (2002). *Alternaria brassicicola* (Schwein.) Wiltshire. Alternariosis. Fichas de diagnóstico en laboratorio de organismos nocivos de los vegetales. Ficha 168. MAPA. Madrid.

Alternaria carthami Chowdhury

Taxonomía: Reino Fungi, Hongos Mitospóricos (División Eumycota, Subdivisión Deuteromycotina. Clase Hyphomycetes).

Descripción: Los conidióforos son erectos, simples, rectos o flexuosos, algunas veces doblados, septados y de color marrón o marrón oliváceo. Da lugar a conidias solitarias o en cadenas cortas, constreñidas en el septo y de color marrón pálido. Suelen tener 7 septos longitudinales y 5 transversales; miden 60-110 x 15-26 μm , con un pico pronunciado de la mitad de su longitud.

Huéspedes: Cártamo.

Sintomatología: Se transmite por semillas, siendo un hongo del suelo. Causa en las plantas afectadas lesiones en hojas y necrosis del tallo. Afecta más a las plantas jóvenes.

Referencias:

- Gil, A., Melero, J.M. (1982). *Alternaria carthami* Chowdhury, patógeno del cártamo en España. Anales del Instituto Nacional de Investigaciones Agrarias, Agrícola 18: 97-110.

Alternaria cucumerina (Ellis & Everh.) Elliot

Tizón

Taxonomía: Reino Fungi, Hongos Mitospóricos (División Eumycota, Subdivisión Deuteromycotina. Clase Hyphomycetes).

Descripción: Los conidióforos, que emergen en solitario o en pequeños grupos, son de color marrón pálido, septados y normalmente simples. Llevan conidias solitarias o en cadenas de 2 unidades, de color pálido a marrón dorado, especialmente en la parte basal. Tienen 6 a 9 tabiques transversales y varios longitudinales, forma de maza con el ápice alargado y miden 130-220 x 15-24 µm. El pico es tabicado y de color marrón pálido.

Huéspedes: Melón, sandía.

Sintomatología: Comienza la enfermedad causando pequeñas lesiones color crema en la lámina foliar, con un borde verde oscuro y acuoso. Las manchas toman color marrón oscuro y crecen hasta confluir y secar por completo las hojas. Es también capaz de causar daños al fruto.

Referencias:

- Rodríguez, R. (1994). Tizón de las hojas. *Alternaria cucumerina*. En “Díaz Ruiz, J.R.; García Jiménez, J. Enfermedades de las Cucurbitáceas en España”. Monografías de la SEF 1: 71.

***Alternaria pluriseptata* Karts. et Han.**
Mancha seca

Taxonomía: Reino Fungi, Hongos Mitospóricos (División Eumycota, Subdivisión Deuteromycotina, Clase Hyphomycetes).

Descripción: Las colonias, de color negro, están formadas por conidióforos de color marrón pálido, normalmente solitarios, ramificados y bastante cortos. Llevan conidias en cadena; la conidia basal es obclavada, de color marrón dorado, con el ápice alargado, con 2-7 septos transversales y varios longitudinales y mide 25-50 x 11-17 μm ; el resto de conidias, sin el ápice alargado, son elipsoides a ovoides, con 2-6 septos transversales y varios longitudinales, de color marrón dorado y miden 25-50 x 11-17 μm .

Huéspedes: Calabacín, pepino.

Sintomatología: Provoca la aparición de puntos amarillos en el haz de las hojas maduras que, en condiciones de humedad, se van desarrollando en forma de círculos concéntricos con un halo de color amarillo más intenso. En caso de ataques virulentos, las hojas pueden secarse por completo por confluencia de lesiones.

Referencias:

- Rodríguez, R. (1994). Mancha seca de las hojas del pepino. *Alternaria pluriseptata*. En “Díaz Ruiz, J.R.; García Jiménez, J. Enfermedades de las Cucurbitáceas en España”. Monografías de la SEF 1: 69.

Alternaria solani Sorauer Negrón

Sinónimos: *Macrosporium solani* Ell. & G.Martin.

Taxonomía: Reino Fungi, Hongos Mitospóricos (División Eumycota, Subdivisión Deuteromycotina. Clase Hyphomycetes).

Descripción: Los conidióforos emergen en solitario o en pequeños grupos, rectos o flexuosos, septados y de color marrón pálido u oliváceo. Las conidias que lleva son muriformes y de color pardo oliváceo o pálido. Suelen ser únicas, alguna vez están en cadenas, tienen un pico de longitud igual o mayor que el cuerpo de la espora y miden en conjunto 150-300 x 15-19 μm .

Huéspedes: Berenjena, patata, tomate.

Sintomatología: En plantas jóvenes causa podredumbre de cuello que mata al huésped. En plantas adultas se producen lesiones circulares con anillos concéntricos marcados y de superficie arrugada, en hojas y tallo. Llegan a provocar la muerte de la hoja. No suele afectar al fruto, pero en ocasiones lo llega a pudrir, entrando por la cicatriz del cáliz. También produce podredumbres en el tubérculo de la patata.

Referencias:

- Commonwealth Mycological Institute (CMI). (1972). Distribution of *Alternaria solani* Sorauer. CMI Map 89, 4th. Edition.
- Sardiña, J.R. (1945). Enfermedades de la patata. Publicación Estación Fitopatológica Agrícola de La Coruña 5: 111 pp.

***Alternaria triticina* Prasada & Prahbu**

Taxonomía: Reino Fungi, Hongos Mitospóricos (División Eumycota, Subdivisión Deuteromycotina. Clase Hyphomycetes).

Descripción: Conidias acrógenas, individuales o en cadenas de 2-4, lisas, rectas, de color marrón claro a verde oliva que se vuelve de un color más oscuro con la edad, con 1-10 tabiques transversales, con una ligera constricción en los tabiques y 0-5 tabiques longitudinales, de tamaño variable, con una longitud total de 15-89 μm y anchura de 7-30 μm .

Huéspedes: Trigo.

Sintomatología: Manchas sobre hojas y vainas y decoloración de glumas y semillas.

Referencias:

- Anahosur, K. H. (1978). *Alternaria triticina*. CMI Descriptions of Pathogenic Fungi and Bacteria N° 583.
- Marín Sánchez, J.P., Jiménez Díaz, R. (1979). Susceptibilidad de cultivares de arroz a varios hongos fitopatógenos en las marismas del Guadalquivir. Resúmenes de las Comunicaciones de la IV reunión Científica Anual del Grupo Especializado en Fitopatología de la Sociedad Española de Microbiología: 7-8.
- Marín Sánchez, J.P., Jiménez Díaz, R. (1983). Nota sobre hongos fitopatógenos que afectan a cultivos de cereales en Andalucía occidental. Jornadas sobre Patología Vegetal. Resúmenes de las Comunicaciones presentadas a la IV, V y VI Reuniones Anuales del Grupo Especializado de Fitopatología Microbiana de la Sociedad Española de Microbiología: 66-68. Monografías INIA n° 48.

Alternaria vitis Cavara

Taxonomía: Reino Fungi, Hongos Mitospóricos (División Eumycota, Subdivisión Deuteromycotina, Clase Hyphomycetes).

Descripción: Los conidióforos, de color marrón, erectos y emergentes de la superficie foliar por ambas caras, dan lugar a conidias características de color verde oliva pálido, muy largas y con un pico pronunciado de la mitad de su longitud. Normalmente solitarias, pueden encontrarse, en ocasiones, en cadenas cortas (2-4); miden 90-140 x 12-16 μm .

Huéspedes: Vid.

Sintomatología: Puede causar la muerte de los plantones. En la planta madura ataca a todas las partes aéreas, produciendo en las hojas manchas de color pardo oscuro rodeadas de un halo de tejido clorótico. Las lesiones viejas pueden aparecer cubiertas de un fieltro de esporas de aspecto amarillento.

Referencias:

- Ruiz Castro, A. (1950). La lucha contra las enfermedades del viñedo en España. *Boletín Patología Vegetal y Entomología Agrícola* 18: 243-280.

Aphanomyces cochlioides Drechsler

Taxonomía: Reino Chromista. Filo Oomycota (División Eumycota, Subdivisión Mastigomycotina, Clase Oomycetes).

Descripción: Micelio compuesto por hifas aseptadas, incoloras. Esporangios de hasta 4 mm de largo, separados del micelio vegetativo por un tabique. Las zoosporas primarias, de 100 a 200 por esporangio, son alargadas y se enquistan en el orificio del esporangio cuando emergen; estos quistes primarios son esféricos y de 6-15 μm de diámetro. Las zoosporas secundarias son reniformes, biflageladas lateralmente y de 8-13 x 7-8 μm . Anteridios curvados, aclavados, de 6-10 x 9-18 μm y con prolongaciones apicales. Oogonios subsféricos, de 22-28 μm de diámetro y rodeados de 1-5 anteridios. Oosporas esféricas, incoloras a amarillo brillante, de 16-24 μm de diámetro y con contenido granular.

Huéspedes: Espinaca, remolacha azucarera.

Sintomatología: Causa, junto con especies de *Pythium*, podredumbre de plántulas y ennegrecimiento de raíces.

Referencias:

- Hall, G. (1989). *Aphanomyces cochlioides*. CMI Descriptions of Pathogenic Fungi and Bacteria n° 972.
- Ramírez de Lara, M.C., Mateo-Sagasta, E. (1992). *Aphanomyces cochlioides* Drechsler, parásito de la remolacha azucarera de la cuenca del Duero. Boletín de Sanidad Vegetal Plagas 18: 603-613.
- Ramírez de Lara, M.C., Raposo, R., Mateo-Sagasta, E. (1994). Occurrence of *Aphanomyces cochlioides* damping-off of sugar beet in Spain. Plant Disease 78: 102.

***Apiognomonina errabunda* (Roberge ex Desm.) Höhnel**
[Anamorfo: *Discula umbrinella* (Berk. & Broome) Sutton]

Sinónimos: Del teleomorfo: *Apiognomonina tiliae* (Rehm) Höhn, *Gnomonia errabunda* (Roberge) Auersw., *G. quercina* Kleb, etc. Del anamorfo: *Gloeosporium fagi* Fuckel, *G. tiliae* Oudem, etc.

Taxonomía: Reino Fungi, Filo Ascomycota (División Eumycota, Subdivisión Ascomycotina, Clase Pyrenomycetes).

Descripción: Anamorfo: Acérvulos de más de 150 µm de diámetro, conidióforos de 13-21 x 3-5 µm, estrechándose a 2-3 µm en su ápice. Conidias de 9,5-12 x 3,5-5 µm. Teleomorfo: Los peritecios se forman sobre las hojas caídas al suelo y en primavera producen ascosporas que son dispersadas por el viento.

Huéspedes: Especies del género *Quercus*, principalmente *Q. pyrenaica*, *Q. robur*, *Q. petraea*. Se han citado también como huéspedes ocasionales de este hongo *Fagus* y *Fraxinus*, aunque no han sido confirmados en España.

Sintomatología: Marchitez de brotes en primavera, muerte de ramillas tras la formación de chancros de anillamiento y grandes lesiones necróticas en el limbo foliar, afectando a la nerviación principal y secundaria, lo que conduce a una rápida marchitez de la hoja, a deformaciones en su desarrollo y a una muerte prematura de las mismas. Infecciones repetidas determinan en los árboles fuertes estados de debilidad, que incrementan su susceptibilidad a otros agentes.

Referencias:

- Muñoz López, C., Pérez Fortea, V., Cobos Suárez, P., Hernández Alonso, R., Sánchez Peña, G. (2003). Sanidad Forestal. Guía en imágenes de plagas, enfermedades y otros agentes presentes en los montes. Ed. Mundi-Prensa, Madrid, 576 pp.
- Sutton, B. C. (1980). The Coelomycetes. CMI Kew, Surrey, England, 696 pp.

***Apiognomonina erythrostoma* (Pers) Hönel [Anamorfo: *Libertina effusa* (Lib) Hönel]**

Sinónimos: Del teleomorfo: *Gnomonia erythrostoma* (Pers) Auersw., *Sphaeria erythrostoma* Pers. Del anamorfo: *Ascochyta effusa* Lib., *A. stipata* Lib., *Cylindrosporium prunicerasi* C. Masal., *Libertina stipata* (Lib.) Höhn., *Phomosis effusa* (Lib.) B. Sutton, *P. stipata* (Lib) B. Sutton, *Septoria affusa* (Lib.) Desm., *S. pallens* Sacc., *S. stipata* Sacc.

Taxonomía: Reino Fungi, Filo Ascomycota (División Eumycota, Subdivisión Ascomycotina, Clase Pyrenomycetes).

Descripción: Teleomorfo: Peritecios inmersos en el huésped, con un cuello largo que llega hasta la superficie, donde se encuentra el ostiolo. Ascas cilíndricas, conteniendo ocho ascosporas hialinas, ovoides y bicelulares que miden 14-20 x 5-6 µm. Anamorfo: Picnidios subepidérmicos con conidióforos que llevan conidias filiformes y curvadas que miden 18-25 x 1 µm.

Huéspedes: Albaricoquero, cerezo.

Sintomatología: Causa manchas foliares irregulares que pueden tener varios centímetros de diámetro. Son de color amarillo, que se hace rojizo e incluso pardo con el tiempo. En casos graves causan una defoliación prematura.

Referencias:

- Commonwealth Mycological Institute (CMI). (1993). Distribution of *Gnomonia erythrostoma* (Pers) Anersw. CMI Map 455, 2nd. Edition.
- Mateo-Sagasta, E. (1973). Estudio de enfermedades criptogámicas y alteraciones de causa no parasitaria en los cerezos del Valle del Jerte. Catálogo de parásitos. Anales del Instituto Nacional de Investigaciones Agrarias. Protección Vegetal 3: 11-48.
- Mateo-Sagasta, E. (2000). Mancha foliar del cerezo (*Blumeriella jaapii*). En “Montesinos, E. et al. (edit.): Enfermedades de los frutales de pepita y hueso”: 68-69. Mundi-Prensa-SEF. 147 pp.
- Pérez, J.A., García, T., Arias, A., Martínez de Velasco, D. (1992). Lucha contra el hongo del cerezo *Gnomonia erythrostoma*. Los efectos de los tratamientos en el rajado de la cereza. Boletín de Sanidad Vegetal Plagas 18: 585-590.

***Apiognomonía veneta* (Sacc. & Speg) Hönel [Anamorfo: *Discula platani* (Peck) Sacc.]**
Antracnosis del plátano

Sinónimos: Del teleomorfo: *Diaporthe veneta* Sacc. & Speg., *Gnomonia platani* Kleb., *G. veneta* (Sacc. & Speg.) Kleb. Del anamorfo: *D. nervisequa* (Fuckel) M. Morelet, *Fusarium nervisequum* Fuckel, *F. platani* Mont., *Gloeosporium nervisequum* (Fuckel) Sacc., *G. platani* (Mont.) Oudem.

Taxonomía: Reino Fungi, Filo Ascomycota (División Eumycota, Subdivisión Ascomycotina, Clase Pyrenomycetes).

Descripción: Teleomorfo: Peritecios inmersos en el huésped, con un cuello largo que llega hasta la superficie, donde se encuentra el ostiolo. Las ascas contienen ocho ascosporas hialinas, ovoides y bicelulares, que miden 12-16 x 4-6 µm. Anamorfo: Acérvulos subcuticulares cuyos conidióforos llevan conidias hialinas, unicelulares y de 10-14 x 4-6 µm.

Huéspedes: Plátano de paseo.

Sintomatología: Produce necrosis en las yemas, que no se abren en primavera, y necrosis en las ramas, brotes y hojas.

Referencias:

- Mateo-Sagasta, E. (1975). *Discula platani* (Peck.) Sacc., una peligrosa enfermedad de nuestros plátanos ornamentales. Anales del Instituto Nacional de Investigaciones Agrarias. Protección Vegetal 5: 41-56.

***Armillaria mellea* (Vahl) Kummer sensu stricto**

Podredumbre o mal blanco de la raíz

Taxonomía: Reino Fungi, Filo Basidiomycota (División Eumycota, Subdivisión Basidiomycotina, Clase Gasteromycetes).

Descripción: Tiene el carpóforo de color miel con pocas escamas y estipes, fasciculado, muy largo y sin bulbo en la base. El anillo es ciliado y blanco amarillento. Los rizomorfos subterráneos son delgados y quebradizos. Los basidios son alargados y clavados con 4 esterigmas. Las basidiosporas son ovoides a elipsoides, hialinas y miden 7-12 x 5-7,5 μm .

Huéspedes: Arbustos, forestales, frutales, ornamentales, vid.

Sintomatología: Sobre especies forestales es un parásito de debilidad. En vid y frutales causa la podredumbre de los tejidos vivos duros de las raíces del huésped. En la parte aérea del huésped causa amarilleo y pérdida de turgencia en las hojas, que se desarrollan tarde y se caen pronto. También puede causar una marchitez súbita de la planta en períodos de estrés hídrico.

Referencias:

- Benlloch, M. (1945). Clave para reconocer las plagas y enfermedades del olivo por sus síntomas externos. Publicación Estación Fitopatológica Agrícola de Madrid 16: 14 pp.
- Commonwealth Mycological Institute (CMI). (1997). Distribution of *Armillaria mellea* (Vahl ex Fr.) Kummer. CMI Map 143, 5th. Edition.
- Ruiz Castro, A. (1950). La lucha contra las enfermedades del viñedo en España. Boletín Patología Vegetal y Entomología Agrícola 18: 243-280.
- Sardiña, J.R. (1934). La podredumbre de la raíz de la viña. Boletín Patología Vegetal y Entomología Agrícola 7: 208-216.

***Ascochyta hortorum* (Speg.) Smith**

Necrosis apical del fruto

Sinónimos: *Phoma exigua* Desm., *Ascochyta cinarae* Died.

Taxonomía: Reino Fungi, Hongos Mitospóricos (División Eumycota, Subdivisión Deuteromycotina, Clase Coelomycetes).

Descripción: Picnidios de forma esférica, de aproximadamente 150 μm de diámetro en los que resalta muy claramente el ostiolo. Conidias generalmente bicelulares aunque a veces pueden encontrarse algunas unicelulares, cilíndricas y ligeramente asimétricas, de 10-12 x 2-4 μm de diámetro.

Huéspedes: Numerosos, pero principalmente alcachofa.

Sintomatología: Causa una necrosis de color oscuro en el extremo de las brácteas, que puede evolucionar hasta alcanzar 1/3 de la superficie de las mismas. Generalmente afecta a todas las brácteas del capítulo a la vez, observándose las puntas ennegrecidas. Esta sintomatología se puede confundir con las producidas por encharcamientos temporales o frío, aunque en éstas nunca se producen picnidios.

Referencias:

- García Figueres, F. (1996). *Ascochyta hortorum* (Speg.) Smith. Necrosis apical del fruto. Fichas de diagnóstico en laboratorio de organismos nocivos de los vegetales. Ficha 23. MAPA. Madrid.

Ascochyta lentis Bondartsev & Vassilievskii Antracnosis

Taxonomía: Reino Fungi, Hongos Mitospóricos (División Eumycota, Subdivisión Deuteromycotina, Clase Coelomycetes).

Descripción: Forma picnidios de forma esférica y color pardo de hasta 200 µm de diámetro. Los conidióforos hialinos y de pequeña longitud llevan picnidiosporas, también hialinas, monoseptadas y de forma recta o algo curvada y los extremos redondeados, que miden 17-20 x 5,5-6,5 µm.

Huéspedes: Lenteja.

Sintomatología: Causa lesiones foliares grisáceas con un halo de color marrón castaño. Estas lesiones, que comienzan por el margen, se van extendiendo hacia las venas y de ahí a tallos y vainas, hasta llegar a las semillas, que aparecen cubiertas de manchas circulares de color oscuro.

Referencias:

- Díaz, D., Tello, J.C. (1994). Un inventario fúngico de las semillas de lenteja (*Lens culinaris* Medik.) recolectadas en Castilla-La Mancha. Boletín de Sanidad Vegetal, Plagas 20: 857-870.

***Ascochyta pisi* Lib. Antracnosis**

Sinónimos: *Sphaeria concava* Berk.; *Ascochyta pisicola* (Berk.) Sacc.

Taxonomía: Reino Fungi, Hongos Mitospóricos (División Eumycota, Subdivisión Deuteromycotina, Clase Coelomycetes).

Descripción: Picnidios de pared fina, más claros que en otras especies de *Ascochyta*, con conidias uniseptadas (muy raramente biseptadas), hialinas, oblongo cilíndricas, rectas o ligeramente curvadas, a veces con una ligera constricción a nivel del septo, con extremos redondeados y con dos grandes gúttulas aceitosas en los extremos opuestos. No forma nunca peritecios (no se conoce su teleomorfo), y muy raramente produce clamidosporas.

Huéspedes: Principalmente ataca al guisante, pero también afecta a los géneros *Lathyrus* y *Vicia*.

Sintomatología: Manchas en hojas y en vainas, circulares, más o menos irregulares, con un borde oscuro y centro marrón pálido. Cuando el ataque es temprano puede causar caída de plántulas en pre o postemergencia. En vainas puede causar aborto de semillas o daños en las mismas. Nunca causa daños en cuello o raíces y raramente en tallos, pero en estos casos las manchas son más alargadas.

Referencias:

- Collar Urquijo, J. (2002). *Ascochyta pisi* Lib. Antracnosis. Fichas de diagnóstico en laboratorio de organismos nocivos de los vegetales. Ficha 171. MAPA. Madrid.
- Punithalingam, E., Holiday, P. (1972). *Ascochyta pisi*. CMI Descriptions of Pathogenic Fungi and Bacteria CAB, n° 334.

Ascochyta sorghi Sacc.

Sinónimos: *Ascochyta graminicola* Sacc.

Taxonomía: Reino Fungi, Hongos Mitospóricos (División Eumycota, Subdivisión Deuteromycotina, Clase Coelomycetes).

Descripción: Forma picnidios de forma esférica y color pardo, subcuticulares o inmersos. Los conidióforos, hialinos y de pequeña longitud, contienen picnidiosporas, también hialinas, monoseptadas y de forma elipsoide a oblonga, en ocasiones reniforme y con los extremos redondeados y miden 16-20 x 6-8 μm .

Huéspedes: Gramíneas pratenses.

Sintomatología: Causa lesiones foliares en la planta huésped. El efecto es parecido al quemado de la hoja.

Referencias:

- Unamuno, L.M. (1942). Contribución al estudio de los hongos microscópicos de la provincia de Cuenca. Anales del Jardín Botánico de Madrid 2: 7-86.

Aspergillus flavus Link

Taxonomía: Reino Fungi, Hongos Mitospóricos (División Eumycota, Subdivisión Deuteromycotina, Clase Hyphomycetes).

Descripción: Las cabezas conídicas son típicamente radiadas y rara vez exceden los 500-600 µm de diámetro. Los conidióforos, con la pared engrosada, son rugosos e hialinos. Las conidias son globosas a subglobosas, equinuladas y miden 4,5-5,5 x 3,5-4,5 µm.

Huéspedes: Cacahuete, maíz, pimiento, productos almacenados.

Sintomatología: Produce aflatoxinas en los productos vegetales almacenados. Pueden infectarse en campo.

Referencias:

- Ruiz, J.A., Bentabol, A., Gallego, C., Angulo, R., Acosta, I., Jodral, M. (1996). Aflatoxin-producing strains of *Aspergillus flavus* in the mould flora of the different greenhouse substrates for the cultivation of cucumber (*Cucumis sativus* L.). *International Journal of Food Microbiology* 29: 193-199.
- Ruiz, J.A., Bentabol, A., Gallego, C., Angulo, R., Jodral, M. (1996). Mycoflora and aflatoxin-producing strains of *Aspergillus flavus* in greenhouse-cultivated green beans (*Phaseolus vulgaris* L.). *Journal of Food Protection* 59: 433-435.
- Sanchís, V., Balcells, X., Torres, M., Sala, N. Viñas, I., Canela, R. (1995). A survey of aflatoxins and aflatoxigenic *Aspergillus flavus* in corn-based products from the Spanish market. *Microbiological Research* 150: 437-440.

Aspergillus niger v. Tieghem

Taxonomía: Reino Fungi, Hongos Mitospóricos (División Eumycota, Subdivisión Deuteromycotina, Clase Hyphomycetes).

Descripción: Se caracteriza por las conidias negras sobre un micelio de color amarillo pálido. Las cabezas conídicas son globosas. Los conidióforos son lisos e hialinos, en ocasiones con un ligero tono marrón. Las conidias son globosas y a menudo muy rugosas en su superficie y miden 4-5 μm de diámetro.

Huéspedes: Productos almacenados (cebolla, cereales), vid.

Sintomatología: Causa la pudrición del órgano de reserva. Entra por las heridas y se manifiesta en la superficie por una masa de esporas negras.

Referencias:

- Mediavilla Molina, A., Angulo Romero, J., Rodero Franganillo, J.M., Domínguez Vilches, E., Galán Soldevilla, C., García Pantaleón, F.I. (1996). Fungal contamination of potential medical interest in Spanish grain stores. *Journal of Investigational Allergology and Clinical Immunology* 6: 196-201.
- Ruiz Castro, A. (1950). La lucha contra las enfermedades del viñedo en España. *Boletín Patología Vegetal y Entomología Agrícola* 18: 243-280.

***Athelia rolfsii* (Curzi) Tu & Kimb**
[Anamorfo: *Sclerotium rolfsii* Sacc.]
Mal del esclerocio

Sinónimos: . Del teleomorfo: *Corticium rolfsii* Curzi, *Pellicularia rolfsii* E. West.

Taxonomía: Reino Fungi, Filo Basidiomycota (División Eumycota, Subdivisión Basidiomycotyna, Clase Hymenomycetes).

Descripción: Teleomorfo: las basidiosporas son hialinas, de superficie lisa y de forma globosa algo piriforme; su tamaño es de 4,5-6,7 x 3,5-4,5 µm. Anamorfo: esclerocios redondeados pequeños (como máximo 1,5 mm de diámetro) que tienen una corteza de color marrón claramente diferenciada y que constituyen la forma de persistencia en el suelo; la corteza y la médula tienen vesículas con material de reserva. Las hifas forman fíbulas en los tabiques.

Huéspedes: Altramuz, berenjena, fresón, girasol, jazmín, judía, melón, manzano, olivo, patata, pimiento, remolacha, sandía, tomate, vid, etc.

Sintomatología: La infección comienza por la parte baja de la planta, donde se observa un micelio blanco afieltrado y sobre él corpúsculos esféricos (esclerocios). Produce podredumbre de cuello, corona o tallo que desemboca en marchitez del huésped.

Referencias:

- Commonwealth Mycological Institute. (CMI). (1969). Distribution of *Corticium rolfsii* Curzi. CMI Map 311, 3rd. Edition.
- Domínguez García-Tejero, F. (1951). Distribución en España de las plagas y enfermedades de la remolacha. Boletín Patología Vegetal y Entomología Agrícola 18: 181-204.
- Mordue, J. E. M. (1974). *Corticium rolfsii*. CMI Descriptions of Pathogenic Fungi and Bacteria n° 410.
- Santiago Merino, R. (1996). *Corticium rolfsii* Curzi. Mal del esclerocio. Fichas de diagnóstico en laboratorio de organismos nocivos de los vegetales. Ficha 35. MAPA. Madrid

***Blumeria graminis* (DC.) Speer**
[Anamorfo: *Oidium monilioides* (Nees) Link]
Oidio de los cereales

Sinónimos: Del teleomorfo: *Erysiphe graminis* DC., *E. communis* Fr., *Alphitomorpha communis* var. *graminearum* Wallr.

Taxonomía: Reino Fungi, Filo Ascomycota (División Eumycota, Subdivisión Ascomycotina, Clase Pyrenomycetes).

Descripción: Teleomorfo: Cleistotecios globosos y posteriormente deprimidos, negros y grandes respecto a otros *Erysiphe* sp., con apéndices rudimentarios, conteniendo 8-25 ascas grandes, en su mayoría con 8 ascosporas. Ascosporas de 20-24 x 10-14 µm, hialinas a marrón pálido, que sólo se forman cuando el huésped se ha secado por completo. Se pueden distinguir claramente formas especiales sobre trigo, cebada, avena y centeno. También hay formas especiales sobre gramíneas silvestres y pratenses. Anamorfo: Conidias en cadenas largas, elipsoides, de 25-37 x 12-17 µm.

Huéspedes: Avena, cebada, centeno, gramíneas festucoides, trigo.

Sintomatología: La infección se centra principalmente en el haz de las hojas inferiores, pudiéndose encontrar en cualquier parte aérea. No suele resultar mortal para la planta.

Referencias:

- Kapoor, J. N. (1967). *Erysiphe graminis*. CMI Descriptions of Pathogenic Fungi and Bacteria n° 153.
- Laboratorio de Criptogamia (1941). Informe del trabajo llevado a cabo por la Estación de Fitopatología de La Coruña durante 1939-40. Publicación Estación Fitopatología Agrícola de La Coruña 14: 35 pp.
- Marín, J. P. (1985). Micosis del trigo en Andalucía Occidental. Anales del Instituto Nacional de Investigaciones Agrarias, Agrícola 7: 382-386.
- Marín, J. P., Segarra, J., Almacellas, J. (1992). Enfermedades de los cereales en Cataluña en 1988-90. Investigación Agraria, Producción y Protección Vegetales 7: 261-275.
- Montes, F., Páez, J. I., Vega, J. M., Duhart (1999). *Erysiphe graminis* DC. Oidio. Fichas de diagnóstico en laboratorio de organismos nocivos de los vegetales. Ficha 120. MAPA.
- Segarra, J., Marín, J. P., Almacellas, J. (1993). Micosis de la cebada en Cataluña durante el periodo 1988-90. Investigación Agraria, Producción y Protección Vegetales 8: 457-467.

***Blumeriella jaapi* (Rehm) v. Arx**
[Anamorfo: *Phloeospora padi* (Lib.) v. Arx]
Mancha foliar del cerezo

Sinónimos: Del teleomorfo: *B. hiemalis* (B. B. Higgins) Poldmaa, *Coccomyces hiemalis* Higgins, *C. lutescens* B. B. Higgins, *C. prunophorae* B. B. Higgins, *Pseudopeziza jaapi* Rehm. Del anamorfo: *Cylindrosporium hiemalis* (Higgins) Sacc., *C. padi* P. Karst., *Septoria padi* (Lib.) Thüm.

Taxonomía: Reino Fungi, Filo Ascomycota (División Eumycota, Subdivisión Ascomycotina, Clase Discomycetes).

Descripción: Teleomorfo: Apotecios erumpentes, de color marrón o negro y carnosos que permanecen inmersos o deprimidos después de la ruptura de los tejidos del huésped que los cubren. Ascosporas filiformes, cilíndricas o en forma de lágrima, de tamaño variable, en principio aseptadas, para llegar a formar 1-3 septos en la madurez. Anamorfo: Acérvulos circulares de hasta 200 µm de diámetro. Conidióforos hialinos, septados y ramificados desde la base. Conidias hialinas, aseptadas, de pared fina, cilíndricas, ligeramente estrechadas en la base truncada, de 7,5-9,5 x 1,5 µm.

Huéspedes: Albaricoquero, ciruelo, cerezo, guindo.

Sintomatología: Produce manchas moradas en las primeras hojas que aparecen en primavera. Puede llegar a necrosarse el área central de la lesión hasta desprenderse. Las lesiones del envés son pardas.

Referencias:

- Mateo-Sagasta, E. (1973). Estudio de enfermedades criptogámicas y alteraciones de causa no parasitaria en los cerezos del Valle del Jerte. Catalogo de parásitos. Anales del Instituto Nacional de Investigaciones Agrarias. Protección Vegetal 3: 11-48.
- Mateo-Sagasta, E. (2000). Mancha foliar del cerezo (*Blumeriella jaapi*). En “Montesinos *et al.* (edit.) Enfermedades de los frutales de pepita y de hueso: 68-69”. SEF-Mundi-Prensa. 147 pp.
- Santiago Merino, R. (2002). *Blumeriella jaapi* (Rehm) v. Arx. Perdigonada. Fichas de diagnóstico en laboratorio de organismos nocivos de los vegetales. Ficha 172. MAPA.

***Botryosphaeria dothidea* (Moug: Fr.) Ces & De Not**
[Anamorfo: *Fusicoccum aesculi* Corda]

Taxonomía: Reino Fungi, Filo Ascomycota (División Eumycota, Subdivisión Ascomycotina, Clase Loculoascomycetes).

Descripción: Teleomorfo: En el tejido vegetal, ascoma inicialmente sumergido, separado o agrupado en un estroma complejo multilocular, que se vuelve erumpente y se abre a través de ostiolos bien desarrollados, con lóbulos individuales de 180-250 μm de diámetro. Ascas bitunicadas, aclavadas, de 84-176 x 16-24 μm . Ascosporas elipsoides a fusiformes, más anchas en su parte superior, hialinas, lisas, de pared delgada, unicelulares, de 18-25 x 7,5-12 μm . Anamorfo: Picnidios negros, de 1-4 mm, multiloculares. Conidias hialinas, unicelulares, de pared delgada de 17-25 x 5-7 μm , algo estrechadas en los extremos.

Huéspedes: Vid (*Vitis vinifera*).

Sintomatología: Retrasos en la brotación, entrenudos cortos, escaso desarrollo de los brotes y clorosis foliar. En la madera se observan necrosis sectoriales, tanto en zonas internas en el patrón o las ramas de la variedad como también en la zona de injerto.

Referencias:

- Armengol, J., Vicent, A., Torné, L., García Figueres, F., García Jiménez, J. (2001). Hongos asociados a decaimientos y afecciones de madera en vid en diversas zonas españolas. *Boletín de Sanidad Vegetal, Plagas* 27: 137-153.
- Martos; Luque, J. (2004). Identificación y caracterización de aislados del género *Botryosphaeria* en *Vitis*. Actas XII Congreso de la Sociedad Española de Fitopatología: 156. Lloret de Mar. Girona.
- Phillips, A.J.L. (2002). *Botryosphaeria* species associated with diseases of grapevines in Portugal. *Phytopathologia Mediterranea* 41: 3-18.

***Botryosphaeria obtusa* (Schwein.) Shoemaker**
[Anamorfo: *Sphaeropsis malorum* Peck]

Sinónimos: Del teleomorfo: *Physalospora obtusa* (Schwein.) Cooke, *Sphaeria obtusa* Schwein. y 20 más. Del anamorfo: *Phoma obtusa* Fuckel, *Diplodia griffonii* Sacc & Traverso, *D. juglandicola* (Schwein.) Curr.

Taxonomía: Reino Fungi, Filo Ascomycota (División Eumycota, Subdivisión Ascomycotina, Clase Loculoascomycetes).

Descripción: Teleomorfo: Ascostroma generalmente embebido en el tejido cortical, de más de 3 mm de anchura. Ascas bitunicadas aclavadas, de 90-120 x 17-23 µm. Ascosporas hialinas unicelulares, a veces con un tabique de 25-33 x 7-12 µm, fusiformes, con más grosor en su zona media. Anamorfo: Picnidios globosos, estromáticos de más de 500 µm de diámetro, con ostiolo papilado. Conidias de color marrón, ovoides, de 20-26 x 9-12 µm y con pared rugosa.

Huéspedes: Vid (*Vitis vinifera*).

Sintomatología: Retrasos en la brotación, entrenudos cortos, escaso desarrollo de los brotes y clorosis foliar. En la madera se observan necrosis sectoriales, tanto en zonas internas en el patrón o las ramas de la variedad como también en la zona de injerto. Este hongo se ha asociado a síntomas de yesca en la madera de la vid (podredumbre esponjosa, necrosis internervial de hojas, apoplejías).

Referencias:

- Armengol, J., Vicent, A., Torné, L., García Figueres, F., García Jiménez, J. (2001). Hongos asociados a decaimientos y afecciones de madera en vid en diversas zonas españolas. *Boletín de Sanidad Vegetal Plagas* 27: 137-153.
- Martos; Luque, J. (2004). Identificación y caracterización de aislados del género *Botryosphaeria* en *Vitis*. *Actas XII Congreso de la Sociedad Española de Fitopatología*: 156. Lloret de Mar. Girona.
- Phillips, A.J.L. (2002). *Botryosphaeria* species associated with diseases of grapevines in Portugal. *Phytopathologia Mediterranea* 41: 3-18.
- Punithalingam, E., Waller, J. M. (1973). *Botryosphaeria obtusa*. *CMI Descriptions of Pathogenic Fungi and Bacteria* N° 394.

***Botryosphaeria ribis* Gross. & Duggar Seaver**
[Anamorfo: *Fusicoccum ribis* Slippers, Crous & M. J. Wingf.]

Taxonomía: Reino Fungi, Filo Ascomycota (División Eumycota, Subdivisión Ascomycotina, Clase Loculoascomycetes).

Descripción: Teleomorfo: Ascoma ascostromático, negro, multilocular, ostiolado, con cuello corto, agregado y erumpente sobre los tejidos del hospedante. Pared del ascoma gruesa, pseudoparenquimatosa, con las células exteriores de paredes gruesas y marrón oscuras y las interiores más pequeñas e hialinas y con paredes finas. Acas bitunicadas, aclavadas, de 100-110 x 16-20 μm . Ascosporas hialinas, unicelulares, ovoides, de 17-23 x 7-10 μm . Anamorfo: Conidioma picnidial. Conidias fusiformes a elipsoides, unicelulares, hialinas, raramente de color marrón claro en su madurez y con 1-2 tabiques, con ápice obtuso y base aplanada, de 15-24 x 5-7 μm .

Huéspedes: Numerosas especies leñosas, entre ellas la jara pringosa (*Cistus ladanifer*).

Sintomatología: Desecación y muerte de ramas, que ocasionalmente desencadenan la muerte de la planta completa. La presencia de chancros de debilidad va siempre asociada a la enfermedad.

Referencias:

- Gutiérrez, J., Sánchez, M.E., Trapero, A. (2000). El chancro de *Cistus ladanifer* causado por *Botryosphaeria ribis*. X Congreso de la Sociedad Española de Fitopatología. Programa y Resúmenes: 203. Valencia.
- Punithalingam, E., Holliday, P. (1973). *Botryosphaeria ribis*. CMI Descriptions of Pathogenic Fungi and Bacteria N° 395.
- Slippers, B., Crous, P. W., Denman, S., Coutinho, T. A., Wingfield, B. D., Wingfield, M. J. (2004). Combined multiple gene genealogies and phenotypic characters differentiate several species previously identified as *Botryosphaeria dothidea*. Mycologia 96: 83-101.

***Botryosphaeria stevensii* Shoemaker**
[Anamorfo: *Diplodia mutila* (Fr.) Mont.]

Sinónimos: Del teleomorfo: *Sphaeria malorum* Berk., *S. mutila* Fr. Del anamorfo: *Botryodiplodia malorum* (Berk.) Petr. & Syd., *Camarosporium mutilum* (Fr.) Sacc. & Traverso, *D. quercina* Westend., etc.

Taxonomía: Reino Fungi, Filo Ascomycota (División Eumycota, Subdivisión Ascomycotina, Clase Loculoascomycetes).

Descripción: Teleomorfo: Ascostroma marrón y liso inmerso en el tejido del huésped. Ascas en empalizada, con ocho ascosporas, acompañadas de parafisos. Ascosporas de 16-40 x 5-10 µm, hialinas, unicelulares, de forma fusoides y algo más anchas en su región central. Anamorfo: Picnidios globosos, que se forman en tallos y frutos. Conidias de 27-31 x 12-3,5 µm, ovoides, de color pardo y pared rugosa.

Huéspedes: *Quercus* spp.

Sintomatología: Causa chancros, muerte progresiva del árbol y marchitez.

Referencias:

- Luque, J., Girbal, J. (1989). Dieback of cork oak (*Quercus suber*) in Catalonia (NE Spain) caused by *Botryosphaeria stevensii*. *European Journal of Plant Pathology* 19: 7-13.
- Luque, J., Parladé, J., Pera, J. (2001). El decaimiento del alcornoque en Cataluña: síntomas y hongos asociados. *Invest. Agr.: Sist. Recur. For.* 10: 271-287.
- Muñoz, M.C., Cobos, P., Martínez-Saavedra, G. (1992). La traqueomicosis de *Diplodia* sobre *Quercus*. *Boletín de Sanidad Vegetal Plagas* 18: 641-657.

***Botryotinia draytonii* (Buddin & Wakef.) Seaver**
[Anamorfo: *Botrytis gladiolorum* Timm.]

Sinónimos: Del teleomorfo: *Sclerotinia draytonii* Buddin & Wakef.

Taxonomía: Reino Fungi, Filo Ascomycota (División Eumycota, Subdivisión Ascomycotina, Clase Discomycetes).

Descripción: Anamorfo: Conidias unicelulares, de aproximadamente 15 x 10 µm. Sobre los tejidos afectados también se suelen producir esclerocios negros, de 1-2 mm.

Huéspedes: Gladiolo.

Sintomatología: Sobre los bulbos aparecen focos de podredumbre parda que penetran profundamente al interior, generalmente formando una especie de rayos. El tejido afectado es esponjoso y blando. Con frecuencia la podredumbre empieza en los alrededores de la yema apical y penetra hacia abajo por la parte central del bulbo, con lo que se pudre la base y no se forma ninguna raíz.

Referencias:

- García-Jiménez, J., Alfaro-García, A. (1985). Inspección fitosanitaria del bulbo de gladiolo: Estudio básico. Boletín del Servicio contra Plagas e Inspección Fitopatológica. Fuera de serie N° 3. 71 pp.
- Goidanich, G. (1964). Manuale di Patologia Vegetale. Vol. 2. Edizioni Agricole Bologna. 1283 pp.

***Botryotinia fuckeliana* (de Bary) Whetzel**
[Anamorfo: *Botrytis cinerea* Pers.]
Podredumbre gris

Sinónimos: Del teleomorfo: *Sclerotinia fuckeliana* (De Bary) Fuckel.

Taxonomía: Reino Fungi, Filo Ascomycota (División Eumycota, Subdivisión Ascomycotina, Clase Discomycetes).

Descripción: Teleomorfo: Apotecios en forma de discos cóncavos y pardo amarillentos. Ascas cilíndricas. Ascosporas elipsoidales a fusiformes y uninucleadas. Anamorfo: Conidióforos más o menos rectos, ramificados y pardos. Las ramas terminales producen conidias lisas, unicelulares, obovales o elipsoidales y hialinas a pardo claro, de 6-18 x 4-11 µm. Algunas cepas producen esclerocios, de forma variable y de más de 3 mm de diámetro.

Huéspedes: Muy polífago: hortícolas, frutales, fresa, ornamentales (flor cortada y plantas de maceta), vid, viveros de forestales, poscosecha de frutas y hortalizas.

Sintomatología: En vid, ataca principalmente al racimo, aunque puede presentarse en cualquier parte verde. Puede destruir las inflorescencias antes de la floración o cubrir los frutos con una esporulación conídica gris característica. En ocasiones produce necrosis y muerte de las partes herbáceas. En el resto de especies, infecta a las plantas a partir de heridas o tejidos colonizados. Causa muerte de plántulas en pre o post emergencia. Desarrolla lesiones pardas que se extienden por el tallo y las hojas. En flores produce manchados y marchiteces. En los frutos causa una podredumbre blanda que se extiende con rapidez. También afecta a los productos hortícolas almacenados.

Referencias:

- Cal, A. de, Melgarejo, P. (1992). First report of *Botrytis cinerea* on kenaf (*Hibiscus cannabinus*) in Spain. *Plant Disease* 76: 539.
- Ellis, M. B., Waller, J. M. (1974). *Sclerotinia fuckeliana* (conidial state: *Botrytis cinerea*). CMI Descriptions of Pathogenic Fungi and Bacteria nº 431.
- Gómez-García, V. M., Montón-Romans, C. (1996). *Botrytis cinerea* Pers. Podredumbre gris “piel de rata”. Fichas de diagnóstico en laboratorio de organismos nocivos de los vegetales. Ficha 25. MAPA. Madrid.
- López-Herrera, C.J., Mateo-Sagasta, E., Grana-Enciso, E. (1986). Susceptibilidad de plantas de pimiento (*Capsicum annuum* L.) y berenjena (*Solanum melongena* L.) a

- la infección por *Botrytis cinerea*, en invernadero. *Phytopathologia Mediterranea* 25: 135-139.
- López-Herrera, C.J., Mateo-Sagasta, E. (1994). Podredumbre gris. *Botrytis cinerea*. En “Díaz Ruiz, J. R. y García-Jiménez, J. (edit.). Enfermedades de las cucurbitáceas en España”: 59-62. Monografías de la SEF nº 1. 155 pp.
 - Palazón-Español, I.J., Palazón-Español, C.F. (1979). Estudio sobre la resistencia a los benzimidazoles de cepas autóctonas de *Botrytis cinerea* Pers. *Anales del Instituto Nacional de Investigaciones Agrarias. Protección Vegetal* 10: 11-17.
 - Pérez-Marín, J.L. (1982). La lutte chimique contre la pourriture grise de la vigne dans La Rioja (Espagne). *Bulletin OEPP* 12: 81-85.
 - Pérez-Marín, J. L. (2004). Podredumbre gris (*Botrytis cinerea* Pers.). En “Los parásitos de la vid. Estrategias de protección razonada”. 5ª edición: 202-206. MAPA-Mundi-Prensa.
 - Raposo, R., Delcan, J., Gómez, V., Melgarejo, P. (1996). Distribution and fitness of isolates of *Botrytis cinerea* with multiple fungicide resistance in Spanish greenhouses. *Plant Pathology* 45: 497-505.
 - Ruiz Castro, A. (1950). La lucha contra las enfermedades del viñedo en España. *Boletín Patología Vegetal y Entomología Agrícola* 18: 243-280.

***Botrytis allii* Munn.**

Taxonomía: Reino Fungi, Hongos Mitospóricos (División Eumycota, Subdivisión Deuteromycotina, Clase Hyphomycetes).

Descripción: Forma esclerocios agregados de 1-5 μm de diámetro. Los conidióforos son pequeños ($< 1\text{mm}$) y compactos y forman masas densas sobre hojas y bulbos. Sobre cada uno de ellos se produce una cabeza de fiálidas ramificadas con conidias unicelulares, estrechas y elipsoidales de 5-10 x 3-8 μm .

Huéspedes: Ajo, cebolla, chalote, puerro.

Sintomatología: En bulbos almacenados durante más de dos meses, las partes superiores se hacen blandas a la presión. Bajo las hojas escamosas externas se ven esclerocios negros en torno al cuello del bulbo. Se va extendiendo hacia abajo la infección, empardeciendo los tejidos afectados.

Referencias:

- Commonwealth Mycological Institute (CMI). (1966). Distribution of *Botrytis allii* Munn. CMI Map 169, 2nd. Edition.

***Botrytis elliptica* (Berck.) Cooke**

Taxonomía: Reino Fungi, Hongos Mitospóricos (División Eumycota, Subdivisión Deuteromycotina, Clase Hyphomycetes).

Descripción: Conidióforos largos, de 800-900 μm , ramificados en su extremo en dos o tres ramas, con esterigmas en los que se insertan conidias globosas o piriformes de 25-30 x 15-20 μm . Sobre los tejidos afectados se forman pequeños esclerocios de 1-1,5 mm.

Huéspedes: Plantas liliáceas, principalmente *Lilium*.

Sintomatología: Sobre tallos, hojas y capullos produce manchas foliares de dos tipos: unas son circulares o elípticas de tamaño variable (1-3 cm), de color marrón oscuro más o menos rojizo y que pueden juntarse unas con otras hasta ocupar toda la superficie; el otro tipo de manchas tiene un aspecto blanquecino, también de forma circular o elíptica pero mucho menores, generalmente de menos de 0,5 cm de diámetro, en las que se aprecia una clara depresión de los tejidos y que no suelen crecer en tamaño.

Referencias:

- Collar Urquijo, J. (1996). *Botrytis elliptica* (Berck.) Cke. Mancha foliar. Fichas de diagnóstico en laboratorio de organismos nocivos de los vegetales. Ficha 26. MAPA. Madrid.

***Botrytis fabae* Sardiña**

Geña de las habas

Taxonomía: Reino Fungi, Hongos Mitospóricos (División Eumycota, Subdivisión Deuteromycotina, Clase Hyphomycetes).

Descripción: Forma conidióforos pequeños (< 1mm) y compactos, que no se suelen encontrar en campo. Las conidias son unicelulares, estrechas y elipsoidales. Su tamaño es mayor que el de otras especies de *Botrytis*: 14-29 x 11-20 µm. Se distingue también de otras especies de *Botrytis* por su limitada gama de huéspedes y por su patogenicidad sobre *Vicia*.

Huéspedes: Haba, veza.

Sintomatología: Ataca todas las partes aéreas de las plantas. Con baja humedad, crea manchas circulares de color pardo oscuro o gris, de varios mm. Con humedad se extiende rápidamente intra e intercelularmente. Produce entonces enzimas pectolíticas y fitotoxinas. Las lesiones antes grises ennegrecen, se agrandan y destruyen el tejido afectado. En condiciones de alternancia humedad-sequedad, se forman anillos concéntricos, según el tipo de lesión que se forma.

Referencias:

- Commonwealth Mycological Institute (CMI). (1995). Distribution of *Botrytis fabae* Sardiña. CMI Map 162, 5th. Edition.
- Sardiña, J.R. (1929). Una nueva especie de *Botrytis* que ataca a las habas. Boletín Sociedad Española de Historia Natural 15: 291-295.
- Sardiña, J.R. (1931). Dos nuevas enfermedades de las habas. Boletín Patología Vegetal y Entomología Agrícola 19-22: 59-80.

***Bremia lactucae* Regel**

Mildiu

Sinónimos: *Botrytis gangliformis* Berk., *Bremia centaureae* Syd., *B. gangliformis* (Berk.) C. G. Shaw, *Peronospora gangliformis* Tul., *P. gangliformis* (Berk.) de Bary.

Taxonomía: Reino Chromista, Filo Oomycota (División Eumycota, Subdivisión Mastigomycotina, Clase Oomycetes).

Descripción: Esporangióforos rígidos e hialinos, ramificados dicotómicamente. Los puntos de ramificación están dilatados en forma de cono invertido. Esporangios de 12-31 x 11-27,5 µm, esféricos a ovoides e hialinos, con una papila. Oosporas de 20-31 µm de diámetro, esféricas, de superficie lisa e hialinas, aunque los restos del oogonio le den color amarillo parduzco.

Huéspedes: Más de 230 especies de compuestas, entre las que destacan como plantas cultivadas, lechuga, alcachofa, endivia y escarola.

Sintomatología: Causa síntomas de mildiu en las hojas de forma localizada. Comienza produciendo una decoloración en el área afectada y posteriormente se produce la esporulación blanca en el envés. Con el tiempo, las hojas adquieren una tonalidad parda y pueden llegar a secarse.

Referencias:

- Cambra, M., Bernal, I. (1996). *Bremia lactucae* Regel. Mildiu. Fichas de diagnóstico en laboratorio de organismos nocivos de los vegetales. Ficha 27. MAPA. Madrid.
- Commonwealth Mycological Institute. (CMI). (1960). Distribution of *Bremia lactucae* Regel. CMI Map 86, 3rd. Edition.
- García-Morató, M. (1995). Plagas, enfermedades y fisiopatías del cultivo de la lechuga en la Comunidad Valenciana. Generalitat Valenciana. Consellería de Agricultura, Pesca y Alimentación. 185 pp.
- Losa España, D.M. (1942). Aportación al estudio de la flora micológica española. Anales del Jardín Botánico de Madrid 2: 87-142.
- Morgan, W. M. (1981). *Bremia lactucae*. CMI Descriptions of Pathogenic Fungi and Bacteria n° 682.

Cenangium ferruginosum Fr.

Sinónimos: *Cenangium abietis* (Pers.) Rehm, *Peziza abietis* Pers.

Taxonomía: Reino Fungi, Filo Ascomycota (División Eumycota, Subdivisión Ascomycotina, Clase Discomycetes).

Descripción: Apotecios numerosos, que se abren presentando un aspecto central cremoso y descargan las ascosporas durante los periodos húmedos. Las ascosporas son hialinas, unicelulares, fusiformes a elipsoides y lisas. Tras la esporulación, los apotecios lentamente se vuelven negros y quebradizos.

Huéspedes: Todas las especies de pinos.

Sintomatología: Los síntomas son poco específicos o difíciles de delimitar, ya que suele actuar como patógeno oportunista e instalarse en ramas que están en malas condiciones. Aun así, la aparición de costras negras y rugosas en la corteza, las acículas uniformemente pardas y la escasa producción de resina en los tejidos infectados son síntomas bastante representativos de este hongo. Acaba por destruir los tejidos corticales y el cambium de ramas debilitadas por otras plagas o patógenos, o que padecen dominancia o senescencia. También provoca muerte de ramillos por la formación de chancros anillantes.

Referencias:

- Hanlin, R. T. (1998). Illustrated genera of Ascomycetes. Vol 2. APS Press. St Paul, Minnesota, USA. 258 pp.
- Muñoz López, C., Pérez Fortea, V., Cobos Suárez, P., Hernández Alonso, R., Sánchez Peña, G. (2003). Sanidad Forestal. Guía en imágenes de plagas, enfermedades y otros agentes presentes en los montes. Ed. Mundi-Prensa, Madrid, 576 pp.

***Ceratocystis paradoxa* [Anamorfo: *Thielaviopsis paradoxa*
(De Seynes) Höhnel]**

Sinónimos: Del teleomorfo: *Ceratostomella paradoxa* Dade, *Ophiostoma paradoxum* (Dade) Nannf., etc. Del anamorfo: *Chalara paradoxa* (De Seynes) Sacc., *Endoconidiophora paradoxa* (De Seynes) R. W. Davidson, etc.

Taxonomía: Reino Fungi, Filo Ascomycota (División Eumycota, Subdivisión Ascomycotina, Clase Pyrenomycetes).

Descripción: Teleomorfo: Peritecios sumergidos parcial o totalmente, de color marrón claro, globosos, de 190-350 μm de diámetro, con cuello muy largo, de más de 1400 μm de longitud, de color negro y marrón pálido hacia su extremo. Ascosporas elipsoidales, hialinas, unicelulares, lisas, de 7-10 x 2,5-4 μm . Anamorfo: Conidióforos largos, de hasta 200 μm de longitud, septados, fialídicos, estrechándose hacia su ápice. Conidias cilíndricas, algo ovales en su madurez, de pared lisa, de 6-24 x 2-5,5 μm . Clamosporas terminales en cadenas, de pared gruesa, de color marrón, de 10-25 x 7,5-20 μm .

Huéspedes: Piña tropical (*Ananas comosus* L.).

Sintomatología: Podredumbres laterales y basales que llegan a destruir el fruto, síntomas que se manifiestan especialmente durante el transporte. Se trata de un patógeno "de herida" poco dependiente del grado de madurez.

Referencias:

- Hernández, J., Gallo, L. (1984). *Thielaviopsis paradoxa* (De Seyn.) Hoehn, en piña tropical (*Ananas comosus* L.) en la isla de Hierro. Comunicaciones del III Congreso Nacional de Fitopatología: 51-56. Puerto de la Cruz, Tenerife.
- Morgan-Jones, G. (1967). *Ceratocystis paradoxa*. CMI Descriptions of Pathogenic Fungi and Bacteria n° 143.

Cercospora beticola Sacc.

Taxonomía: Reino Fungi, Hongos Mitospóricos (División Eumycota, Subdivisión Deuteromycotina, Clase Hyphomycetes).

Descripción: Forma manchas de color grisáceo con un borde rojizo o púrpura sobre las hojas. Los conidióforos, sin ramificar y de color pardo oscuro, llevan conidias solitarias, hialinas, obclavadas o fusiformes, con 6-10 septos que miden 40-160 x 3,5-4,5 µm.

Huéspedes: Patata, remolacha.

Sintomatología: El primer síntoma es la aparición de un punteado rojizo que se desarrolla en manchas redondas y algo deprimidas con un halo pardo o rojizo. Cuando hay humedad suficiente, se producen conidióforos casi negros, con las conidias formando un fieltro gris irregular. Causa decaimiento de la planta.

Referencias:

- Commonwealth Mycological Institute (CMI). (1969). Distribution of *Cercospora beticola* Sacc. CMI Map 96, 4th. Edition.
- Del Cañizo, J. (1942). Pulverización en cultivos de patata. Datos prácticos. Boletín Patología Vegetal y Entomología Agrícola 11: 359-374.
- Domínguez García-Tejero, F. (1951). Distribución en España de las plagas y enfermedades de la remolacha. Boletín Patología Vegetal y Entomología Agrícola 18: 181-204.
- Laboratorio de Criptogamia. (1941). Informe del trabajo llevado a cabo por la Estación de Fitopatología de La Coruña durante 1939-40. Publicación Estación Fitopatología Agrícola de La Coruña 14: 35 pp.
- Rossi, V., Racca, P., Giosue, S. (1995). Geophytopathological analysis of *Cercospora* leaf spot on sugarbeet in the Mediterranean area. Phytopathologia Mediterranea 34: 69-82.

***Cercospora fabae* Fautr.**

Taxonomía: Reino Fungi, Hongos Mitospóricos (División Eumycota, Subdivisión Deuteromycotina, Clase Hyphomycetes).

Descripción: Los conidióforos son de color marrón a oliváceo, rectos o flexuosos y no ramificados. Las conidias son hialinas o de color pálido, pluriseptadas, obclavadas y de pared lisa y miden 50-180 x 2,5-3,5 μm .

Huéspedes: Haba.

Sintomatología: En las hojas del huésped forma manchas pardo rojizas y grises en el centro. Las lesiones son delimitadas y rara vez producen daños relevantes.

Referencias:

- Laboratorio de Criptogamia. (1947). Informe del trabajo llevado a cabo por la Estación de Fitopatología de La Coruña durante 1947. Publicación Estación Fitopatológica Agrícola de La Coruña 39: 29-62.

***Chalara elegans* Nag Raj & Kendr.**

Sinónimos: *Thielaviopsis basicola* (Berk. & Broome) Ferraris; *Torula basicola* Berk. & Broome.

Taxonomía: Reino Fungi, Hongos Mitospóricos (División Eumycota, Subdivisión Deuteromycotina, Clase Hyphomycetes).

Descripción: Produce dos tipos de esporas: fialoconidias en cadenas, de color hialino o pardo claro, pared delgada y forma cilíndrica, de 6 x 4 µm de tamaño y clamidosporas, compuestas por 1-3 células basales de pared delgada subyacentes a una cadena de 1-8 células pardas o negras de 14-16 µm de longitud. Algunos aislados producen clamidosporas gigantes con muchas células basales.

Huéspedes: Algodón, berenjena, cucurbitáceas, leguminosas, tabaco, tomate, ornamentales.

Sintomatología: Causa la podredumbre negra de la raíz, retrasando el crecimiento y causando el amarilleo de las hojas.

Referencias:

- Melero-Vara, J.M., Jiménez-Díaz, R.M. (1990). Etiology, incidence, and distribution of cotton seedling damping-off in southern Spain. *Plant Disease* 74: 597-600.
- Tello, J.C., Lacasa, A., Molina, R. (1985). Nota fitopatológica sobre el complejo parasitario del pie de la judía en la costa de Granada. *ITEA Producción Vegetal* 61: 57-69.

***Chondrostereum purpureum* (Pers.: Fr.) Pouzar**

Mal del plomo

Sinónimos: *Stereum purpureum* Pers.: Fr., *Stereum rugosiusculum* Berk. & M. A. Curtis, *Telephora purpurea* Fr.

Taxonomía: Reino Fungi, Filo Basidiomycota (División Eumycota, Subdivisión Basidiomycotina, Clase Hymenomycetes).

Descripción: Produce carpóforos bien diferenciados de varios centímetros, de color variable desde el gris al marrón, al principio aplastados sobre la corteza del huésped y posteriormente con un margen libre; la superficie superior es blanca pilosa y la inferior tiene un himenio liso, de color lila pálido a pardo pálido. Las basidiosporas son hialinas, ovales y apiculadas en un extremo, de 6-8 x 3-4 µm.

Huéspedes: Frutales en general, especialmente de hueso.

Sintomatología: El síntoma característico es el brillo metálico de las hojas, que toman una coloración gris plateada y se curvan ligeramente, pudiendo llegar a necrosarse. En las plantas gravemente afectadas el follaje se desarrolla poco y es clorótico. Las secciones de troncos y ramas afectadas muestran un oscurecimiento del tejido leñoso. Otro síntoma característico es la aparición de basidiocarpos sobre las partes muertas de los árboles; son típicamente de unos 2,5 cm y suelen aparecer en rodales. A menudo los síntomas se distribuyen muy irregularmente en el árbol y dentro de las plantaciones.

Referencias:

- CABI (1991). *Chondrostereum purpureum* (Pers. : Fr.) Pouzar. Distribution Maps of Plant Diseases. Map nº 30.
- Melgarejo, P. (2000). Mal del plomo (*Chondrostereum purpureum*). En “Montesinos, E. et al. (edit.). Enfermedades de los frutales de pepita y de hueso: 74-75”. Sociedad Española de Fitopatología-Ediciones Mundi-Prensa. Madrid.
- Montón Románs, C. (1996). *Chondrostereum purpureum* (Pers.) Pouzar. Mal de plomo. Fichas de diagnóstico en laboratorio de organismos nocivos de los vegetales. Ficha 29. MAPA. Madrid.

Ciborinia camelliae Kohn

Sinónimos: *Sclerotinia camelliae* Hara; *Sclerotinia camelliae* Hansen & Thomas.

Taxonomía: Reino Fungi, Filo Ascomycota (División Eumycota, Subdivisión Ascomycotina, Clase Discomycetes).

Descripción: Esclerocios negros, discoides simples o agregados, que pueden llegar a medir hasta 12 x 10 x 2 mm. Apotecios con estipe de longitud variable (2-100 x 1-2 mm) y un receptáculo de 5-18 mm de diámetro de color beige canela, cupulado al principio y llegando a ser plano convexo con posterioridad. Ascas unitunicadas con múltiples parafisos filiformes, con ocho ascosporas hialinas, unicelulares, aovadas, bi- o multigutuladas, de dimensiones 7,5-12,5 x 4-5 μm .

Huéspedes: Todos los cultivares e híbridos de *Camellia japonica*, *C. sasanqua* y *C. reticulata*.

Sintomatología: El hongo afecta exclusivamente a las flores de camelia. En los pétalos inicialmente se observa necrosis de los nervios y pequeñas manchas de color oxidado que pueden llegar a cubrirlos totalmente, tornándose de color marrón y adquiriendo consistencia húmeda. La flor puede secarse y mantenerse sobre la planta o caer al suelo sin disgregarse.

Referencias:

- Mansilla, J.P., Abelleira, A., Pintos, C., Salinero, M.C. (2002). *Ciborinia camelliae* Kohn. Fichas de diagnóstico en laboratorio de organismos nocivos de los vegetales. Ficha 174. MAPA. Madrid.

Cladosporium cladosporioides (Fres.) de Vries

Taxonomía: Reino Fungi, Hongos Mitospóricos (División Eumycota, Subdivisión Deuteromycotina, Clase Hyphomycetes).

Descripción: Las colonias aterciopeladas y de color verde oliva o marrón oliváceo están formadas por conidióforos claramente diferenciados, con forma cilíndrica aunque tortuosa en los extremos, de color marrón pálido a oliváceo, que llevan conidias en cadenas cortas, de color oscuro, elipsoidales o con forma de limón, estructura uni o bicelular, de color marrón oliváceo pálido, pared lisa y que miden 3-11 x 2-5 μm .

Huéspedes: Girasol, maíz, productos almacenados, sorgo.

Sintomatología: Produce la podredumbre de las semillas almacenadas. No es un patógeno de gran virulencia.

Referencias

- Mediavilla Molina, A., Angulo Romero, J., Rodero Franganillo, J.M., Domínguez Vilches, E., Galán Soldevilla, C., García Pantaleón, F.I. (1996). Fungal contamination of potential medical interest in Spanish grain stores. *Journal of Investigational Allergology and Clinical Immunology* 6: 196-201.

***Cladosporium variabile* (Cooke) De Vries**

Taxonomía: Reino Fungi, Hongos Mitospóricos (División Eumycota, Subdivisión Deuteromycotina, Clase Hyphomycetes).

Descripción: Las colonias aterciopeladas de color negro oliváceo, algunas veces con pigmentos rojo púrpura, están formadas por conidióforos claramente diferenciados, rectos o flexuosos, de forma cilíndrica aunque tortuosa en los extremos, de color marrón pálido, que llevan conidias en cadenas cortas, de forma oblonga, color marrón pálido a oliváceo, con 0-3 septos, densamente verrucosas y miden 5-30 x 3-13 μm .

Huéspedes: Espinaca.

Sintomatología: Causa lesiones en las hojas de espinaca. Éstas se producen muy frecuentemente, pero carecen de importancia.

Referencias:

- Commonwealth Mycological Institute (CMI). (1996). Distribution of *Cladosporium variabile* (Cooke) De Vries. CMI Map 694, 1st Edition.

***Claviceps purpurea* (Fr.) Tul.**
[Anamorfo: *Sphacelia segetum* Lév.]
Cornezuelo

Sinónimos: Del teleomorfo: *Cordyceps purpurea* (Fr.) Berk., *Sphaeria purpurea* Fr. Del anamorfo: *Sclerotium clavus* DC.

Taxonomía: Reino Fungi, Filo Ascomycota (División Eumycota, Subdivisión Ascomycotina, Clase Pyrenomycetes).

Descripción: Teleomorfo: Peritecios ovales u oblongos con ascas hialinas y cilíndricas que llevan ocho ascosporas filiformes y flexuosas de 82-117 μm de longitud. Anamorfo: Acérvulos con conidióforos cortos y compactos que llevan conidias hialinas, ovales, elípticas u oblongas, con dos núcleos en el extremo, que miden 2,5-10 x 2,2-5,2 μm . Forma esclerocios oscuros con forma de cuerno sobre la flor del huésped.

Huéspedes: Arroz, avena, cebada, centeno, trigo.

Sintomatología: Coloniza el ovario del huésped, sobre el que exuda un jugo azucarado, medio ideal para el desarrollo del anamorfo *Sphacelia segetum*. Los cornezuelos que se forman actúan como sumidero metabólico, impidiendo el desarrollo del grano adyacente. Los daños directos son pequeños, pero los efectos sobre animales que se alimenten con harinas contaminadas pueden ser funestos.

Referencias:

- Commonwealth Mycological Institute (CMI). (1966). Distribution of *Claviceps purpurea* (Fr) Tul. CMI Map 10, 3rd. Edition.
- Dillon Weston, WAR, Taylor, R.E. (1942). Observation on ergots in cereal crops. Journal of Agricultural Science 32: 457-664.

***Cochliobolus cynodontis* R. R. Nelson [Anamorfo: *Drechslera cynodontis* (Marignoni) Subram. & B. L. Jain]**

Sinónimos: Del anamorfo: *Bipolaris cynodontis* (Marignoni) Shoemaker, *Helminthosporium cynodontis* Marignoni.

Taxonomía: Reino Fungi, Filo Ascomycota (División Eumycota, Subdivisión Ascomycotina, Clase Pyrenomycetes).

Descripción: Anamorfo: Conidióforos solitarios o, con frecuencia, en grupos de 2 ó 3, flexuosos, con escasa frecuencia geniculados, de color marrón oliváceo-claro y de tamaño 82-123 x 2,8-6 μm . Conidias de color marrón-claro u oliváceo-claro, de 30,7-80 x 8,2-16,4 μm , curvadas, generalmente fusoides, presentando su mayor anchura en su mitad basal y disminuyendo ésta gradualmente, hacia los extremos, con 4-10 pseudoseptos.

Huéspedes: Arroz.

Sintomatología: Síntomas muy variados, que afectan a un gran número de órganos. En láminas foliares causa puntuaciones necróticas de color marrón y manchas necróticas redondeadas de 3-5 mm de diámetro o subelipsoidales de 3 x 2 mm, de centro marrón claro o gris y borde marrón más oscuro. En raquis causa necrosis lineales de color marrón, de 1-2 x 0,5 mm y, en granos, lesiones de color marrón con centro más claro en ocasiones, subrectangulares o irregulares y ocupando la superficie total o parcialmente.

Referencias:

– Marín-Sánchez, J.P., Jiménez-Díaz, R.M. (1981). Enfermedades del arroz en las marismas del Guadalquivir. Boletín de Sanidad Vegetal Plagas 7: 3-56.

***Cochliobolus hawaiiensis* Alcorn**
[Anamorfo: *Drechslera hawaiiensis* M. B. Ellis]

Sinónimos: Del anamorfo: *Bipolaris hawaiiensis* (M. B. Ellis) Uchida & Aragaki, *Helminthosporium hawaiiense* Bugnic.

Taxonomía: Reino Fungi, Filo Ascomycota (División Eumycota, Subdivisión Ascomycotina, Clase Pyrenomycetes)

Descripción: Teleomorfo: Pseudotecios globosos, con cuello cilíndrico y largo, de 200-450 μm . Ascas bitunicadas cilíndricas o cilíndrico-aclavadas de 125-205 x 10-18 μm . Ascosporas hialinas, filiformes, de 85-190 x 2,5-6 μm , con 4-15 tabiques, con una envoltura hialina delgada y mucilaginosa. Anamorfo: Conidióforos solitarios o agrupados en número de 3-5, flexuosos o geniculados, de color marrón u oliváceo; de hasta 120 μm de longitud y 2-7 μm de anchura. Conidias marrones u oliváceo-claro, rectas, elipsoidales o cilíndricas y de extremos redondeados, de 12-37 x 5-11 μm , con 2-7 pseudoseptos.

Huéspedes: Arroz.

Sintomatología: Puntuaciones necróticas o necrosis irregulares de bordes difusos y hasta 10 mm de longitud en láminas foliares.

Referencias:

- Marín-Sánchez, J. P., Jiménez-Díaz, R. M. (1981). Enfermedades del arroz en las marismas del Guadalquivir. Boletín de Sanidad Vegetal Plagas 7: 3-56.
- Sivanesan, A., Holliday, P. (1982). *Cochliobolus hawaiiensis*. CMI Descriptions of Pathogenic Fungi and Bacteria N° 728.

***Cochliobolus miyabeanus* (Ito & Kuribayasi) Drechsler ex
Dastur [Anamorfo: *Bipolaris oryzae* (Breda de Haan) Shoemaker]
Mancha negra, Helminthosporiosis**

Sinónimos: del teleomorfo: *Ophiobolus miyabeanus* Ito & Kuribayashi in Ito; del anamorfo: *Drechslera oryzae* (Breda de Haan) Subram. & Jain; *Helminthosporium oryzae* Breda de Haan.

Taxonomía: Reino Fungi, Filo Ascomycota (División Eumycota, Subdivisión Ascomycotina, Clase Loculoascomycetes).

Descripción: Teleomorfo: Ascoma unilocular formando un pseudotecio marrón oscuro a negro, globoso, ostiolado. La pared del ascoma está compuesta de células pseudoparenquimáticas. El centrum contiene pseudoparafisios ramificados, filiformes y septados. Las ascas son bitunicadas, cilíndricas a clavadas, con 1 a 8 ascosporas filiformes, septadas e hialinas. Anamorfo: Conidióforos rectos, raramente flexuosos, a veces geniculados, de color marrón-amarillo-claro o amarillo claro, de hasta 600 μm de longitud y 4-8 μm de grosor. Conidias de color marrón-amarillento claro o amarillo-claro, curvadas, fusiformes, lisas, con hilo pequeño y ligeramente saliente, más anchas en la mitad basal que en los extremos, hacia los cuales se estrecha, en particular hacia el extremo distal, con 6-14 pseudoseptos, de 65-153 x 14-22 μm .

Huéspedes: Arroz.

Sintomatología: Afecta a hojas, glumas y semillas. En hojas produce manchas marrones ovaladas en sentido longitudinal. Las manchas jóvenes presentan una coloración más clara y con bordes difusos, mientras que las más viejas tienen coloración oscura y más intensa en los bordes. En las glumas produce manchas análogas a las de las hojas pero de menor tamaño. En las semillas se aprecia una ligera depresión en la zona de la mancha y el grano acaba desecándose.

Referencias:

- CABI (1991). *Cochliobolus miyabeanus*. Distribution Maps of Plant Diseases n° 92.
- Ellis, M.B., Holliday, P. (1971). *Cochliobolus miyabeanus* (conidial state: *Drechslera oryzae*). CMI Descriptions of Pathogenic Fungi and Bacteria n° 302.
- García Figueres, F. (1996). *Bipolaris oryzae* (Breda de Haan) Shoemaker. Mancha negra. Helminthosporiosis. Fichas de diagnóstico en laboratorio de organismos nocivos de los vegetales. Ficha 24. MAPA. Madrid.
- Marín-Sánchez, J.P., Jiménez-Díaz, R.M. (1981). Enfermedades del arroz en las marismas del Guadalquivir. Boletín de Sanidad Vegetal Plagas 7: 3-56.

***Cochliobolus sativus* (Ito & Kurib.) Drechsler ex Dastur**
[Anamorfo: *Drechslera sorokiniana* (Sacc) Subr. & Jain]
Mal del pie

Sinónimos: Del teleomorfo: *Ophiobolus sativus* Ito & Kurib. Del anamorfo: *Bipolaris sorokiniana* (Sacc.) Shoem., *B. sorokinianum* Sacc., *B. sativum* Pammel, *B. acrothecioides* Lindfors, *B. californicum* Mackie & Paxton.

Taxonomía: Reino Fungi, Filo Ascomycota (División Eumycota, Subdivisión Ascomycotina, Clase Loculoascomycetes).

Descripción: Teleomorfo: Pseudotecios de color marrón oscuro a negro. Ascas cilíndricas, con 1-8 ascosporas hialinas o ligeramente marrones, filiformes, con 6-13 septos, de 160-360 x 6-9 µm y a menudo rodeadas de una cubierta mucilaginosa. Anamorfo: Conidióforos solitarios o en pequeños grupos, rectos o flexuosos, de color marrón pálido o algo oscuro, con conidias fusiformes o elipsoidales, con 3-12 septos y 40-120 x 17-28 µm.

Huéspedes: Avena, cebada, centeno, trigo.

Sintomatología: Podredumbres en raíz y cuello, pudiendo llegar a causar la muerte de las plántulas. El ataque se extiende hasta las hojas, donde forma lesiones pardas que se oscurecen con el tiempo.

Referencias:

- Commonwealth Mycological Institute. (CMI). (1967). Distribution of *Cochliobolus sativus* (Ito & Kurib.) Drechsl. CMI Map 322, 2nd. Edition.
- Marín, J.P. (1985). Micosis del trigo en Andalucía Occidental. Anales del Instituto Nacional de Investigaciones Agrarias, Agrícola 7: 382-386.
- Marín, J.P. (1986). Hongos asociados con el Mal del Pie del trigo en Andalucía Occidental. Investigación Agraria, Producción y Protección Vegetales 1: 409-431.
- Marín, J.P., Segarra, J., Almacellas, J. (1992). Enfermedades de los cereales en Cataluña en 1988-90. Investigación Agraria, Producción y Protección Vegetales 7: 261-275.
- Segarra, J., Marín, J.P., Almacellas, J. (1993). Micosis de la cebada en Cataluña durante el periodo 1988-90. Investigación Agraria, Producción y Protección Vegetales 8: 457-467.
- Sivanesan, A., Holliday, P. (1981). *Cochliobolus sativus*. CMI Descriptions of Pathogenic Fungi and Bacteria n° 701.

***Cochliobolus spicifer* Nelson [Anamorfo: *Drechslera spicifera* (Bainier) von Arx]**

Sinónimos: Del teleomorfo: *Pseudocochliobolus spicifer* (Nelson) Tsuda. Del anamorfo: *Brachycladium spiciferum* Bainier, *Curvularia spicifera* (Bainier) Boedijn, *Helminthosporium spiciferum* (Bainier) Nicot y 7 más.

Taxonomía: Reino Fungi, Filo Ascomycota (División Eumycota, Subdivisión Ascomycotina, Clase Loculoascomycetes).

Descripción: Teleomorfo: Pseudotecios elipsoidales, globosos, negros. Ascas cilíndricas a aclavadas, rectas o ligeramente curvadas, bitunicadas, de 130-260 x 12-20 µm. Ascosporas filiformes, de 135-240 x 3,5-7 µm, hialinas, con 6-16 tabiques, enrolladas en forma de espiral en el interior de las ascas. Anamorfo: Conidióforos simples o en pequeños grupos, flexuosos, fuertemente geniculados, de 300 µm o más de longitud y 4-9 µm de grosor. Conidias rectas, oblongas o cilíndricas, de 20-40 x 9-14 µm, redondeadas en los extremos, de color marrón dorado en su madurez, excepto en una pequeña zona por encima de la cicatriz oscura, lisas, con tres pseudoseptos.

Huéspedes: Trigo.

Sintomatología: Manchas foliares.

Referencias:

- Marín Sánchez, J.P., Jiménez Díaz, R. (1983). Especies de hongos fitopatógenos de trigo en Andalucía occidental: distribución e importancia. Jornadas sobre Patología Vegetal. Resúmenes de las Comunicaciones presentadas a la IV, V y VI Reuniones Anuales del Grupo Especializado de Fitopatología Microbiana de la Sociedad Española de Microbiología: 131-132. Monografías INIA nº 48.
- Sivanesan, A., Holliday, P. (1976). *Cochliobolus spicifer*. CMI Descriptions of Pathogenic Fungi and Bacteria N° 702.

Coleosporium tussilaginis (Pers.) Lév Roya del pino

Sinónimos: *C. campanulae* Lév ex J. Kickx fil.; *C. occidentale* Arth.; *C. senecionis* J. Kickx fil.; *C. sonchi* (F. Strauss) Tul.; *C. sonchi-arvensis* Lév. in Berk., nom. illeg.

Taxonomía: Reino Fungi, Filo Basidiomycota (División Eumycota, Subdivisión Basidiomycotina, Clase Urediniomycetes).

Descripción: Sobre las acículas de pino forma espermogonios poco aparentes y, sobre todo, ecidios en forma de vesículas blanquecinas que acaban rompiendo la epidermis de la acícula. En su madurez los ecidios tienen 2-3 mm de altura y se encuentran repletos de ecidiosporas de color anaranjado.

Huéspedes: *Pinus sylvestris* y *P. halepensis* (fases espermogonial y ecidial); compuestas (fases uredinal y telial).

Sintomatología: Las primeras manifestaciones son muy poco específicas, observándose sobre las acículas pequeñas áreas de aproximadamente medio milímetro y de tonalidad rojiza o violácea, provocadas por la colonización del micelio primario surgido de la germinación de las basidiosporas. Los espermogonios o picnios también son poco aparentes, caracterizándose por la producción de una gotita de resina. El síntoma más característico es la producción de ecidios, que aparecen primero como vesículas blanquecinas que rompen la epidermis de la acícula cuando está todavía verde y que, en su madurez, toman un color anaranjado debido a la presencia de masas de ecidiosporas.

Referencias:

- Cummings, G. B. and Hiratsuka, Y. (1991). Illustrated genera of rust fungi. APS Press.
- Montón Románs, C. (1996). *Coleosporium tussilaginis* (Pers.) Lév. Roya del pino. Fichas de diagnóstico en laboratorio de organismos nocivos de los vegetales. Ficha 30. MAPA. Madrid.
- Muñoz López, C., Pérez Fortea, V., Cobos Suárez, P., Hernández Alonso, R., Sánchez Peña, G. (2003). Sanidad Forestal. Guía en imágenes de plagas, enfermedades y otros agentes presentes en los montes. Ed. Mundi-Prensa.

Colletotrichum acutatum J. H. Simmonds

Antracnosis del fresón y arándano, “aceitunas jabonosas”

Taxonomía: Reino Fungi, Hongos Mitospóricos (División Eumycota, Subdivisión Deuteromycotina, Clase Coelomycetes).

Descripción: Colonias densas con micelio aéreo blanco, que se va volviendo gris rosado con la edad. Las conidias en masas tienen color rosa salmón. Sin esclerocios, pero con setas en la planta huésped. Conidias aseptadas, hialinas, cilíndricas, fusiformes, ocasionalmente constreñidas en el centro, de 12,8 x 4,2 µm.

Huéspedes: En España se ha descrito afectando a fresón, arándano (*Vaccinium corymbosum*) y olivo.

Sintomatología: En fresón provoca una podredumbre de color pardo-rojizo en cuello. La sección longitudinal de la raíz muestra una coloración negruzca del córtex. Los síntomas también incluyen marchitez de las flores debido a la infección de las mismas y podredumbre de las infrutescencias verdes y en proceso de maduración. En las infrutescencias las lesiones redondas aparecen cubiertas por masas de esporas de color salmón. En hojas, las lesiones son redondas, de 5 a 10 mm de diámetro, de color marrón claro con bordes rojizo-púrpura.

En arándano los primeros síntomas se observan al final de la primavera, apareciendo lesiones circulares, necróticas, de color rojo a salmón y de 3 a 20 mm de diámetro. Posteriormente las lesiones se tornan de color salmón con un halo rojo brillante en el centro.

En olivo produce las llamadas “aceitunas jabonosas”, que antes se asociaban a *Gloeosporium olivarum* (= *Colletotrichum gloeosporioides*): la infección comienza por una mancha oscura deprimida que se extiende totalmente hasta ocupar la práctica totalidad de la aceituna, momificándola. En condiciones de altas humedades aparecen sobre las lesiones unas masas mucosas de tonalidad rosada que se van oscureciendo progresivamente.

Referencias:

- Barrau, C, de los Santos, B., Romero, F. (2001). First report of *Colletotrichum acutatum* in blueberry plants in Spain. *Plant Disease* 85: 1285.
- De los Santos, B., Romero, F. (1999). Occurrence of *Colletotrichum acutatum*, causal organism of strawberry anthracnose in southwestwestern Spain. *Plant Disease* 83: 301.
- Martín, M.P., García-Figueres, F. (1999). *Colletotrichum acutatum* and *C. gloeosporioides* cause anthracnose on olives. *European Journal of Plant Pathology* 105: 733-741.

Colletotrichum coccodes (Wallr.) Hughes

Sinónimos: *Colletotrichum atramentarium* (Berk. & Broome) Tauben., *Gloeosporium amygdalinum* Brizi

Taxonomía: Reino Fungi, Hongos Mitospóricos (División Eumycota, Subdivisión Deuteromycotina, Clase Coelomycetes).

Descripción: Forma acérvulos redondeados o alargados de 300 µm de diámetro, que contienen conidias cilíndricas, largas y rectas, con extremos atenuados, hialinas y aseptadas, que miden 16-24 x 2,5-4,5 µm. Forma esclerocios frecuentemente, que pueden tener setas. Se transmite por tubérculos y semillas.

Huéspedes: Berenjena, patata, tomate, almendro.

Sintomatología: Causa el punteado negro de tomate y patata, así como la podredumbre de la raíz. La infección afecta fundamentalmente a las raíces, pudiendo extenderse a las partes aéreas que estén en contacto con el suelo. En almendro, las ramas son atacadas cuando son aún herbáceas y se secan rápidamente. Los frutos presentan lesiones de color marrón y algo deprimidas en el centro. Las hojas presentan lesiones marrones que acaban por perforar el limbo

Referencias:

- Commonwealth Mycological Institute (CMI). (1967). Distribution of *Colletotricum coccodes* (Wallr.) Hughes. CMI Map 190, 2nd. Edition.
- Palazón-Español, I.J., Palazón-Español, C.F. (1979). Estudios sobre *Gloeosporium amygdalinum* Brizi en los almendros españoles. Anales del Instituto Nacional de Investigaciones Agrarias. Protección Vegetal 11: 29-43.
- Unamuno, L.M. (1933). Enumeración y distribución geográfica de los Esferopsidales conocidos en la Península Ibérica y las Islas Baleares. Memoria de la Academia de Ciencias de Madrid 4: 458.

Colletotrichum crassipes (Speg.) v. Arx Antracnosis

Sinónimos: *Gloeosporium crassipes* Speg., *C. guajaci* Syd., *C. eranthemi* Vasant Rao, etc.

Taxonomía: Reino Fungi, Hongos Mitospóricos (División Eumycota, Subdivisión Deuteromycotina, Clase Coelomycetes).

Descripción: Conidias unicelulares, de elipsoidales a cilíndricas, con extremos redondeados, con una zona más oscura en el centro y más brillante en ambos extremos. En observaciones directas de las plantas, tienen unas medidas aproximadas de 20-25 x 5 µm, mientras que en medio de cultivo agar patata dextrosa son algo más cortas (15 x 5 µm). En medio agar de maíz y malta se observan los apresorios, de color más oscuro y formas irregulares, con el margen lobulado.

Huéspedes: Afecta a un gran número de especies de orquídeas y otras ornamentales, así como a cultivos de vid, tomate, melocotonero, caña de azúcar, etc.

Sintomatología: Las hojas empiezan a amarillear y secarse, sobre todo las puntas de las hojas exteriores y más viejas. A veces, antes de caer las hojas afectadas, aparecen pequeños puntos negros sobre la superficie foliar, con frecuencia agrupados en formaciones más o menos circulares, que terminan por extenderse a la mayor parte de la hoja.

Referencias:

- Jiménez Jiménez, J. (2002). *Colletotrichum crassipes* (Speg.) v. Arx. Antracnosis. Fichas de diagnóstico en laboratorio de organismos nocivos de los vegetales. Ficha 175. MAPA. Madrid.
- Sutton, B.C. (1980). The Coelomycetes. Fungi imperfecti with picnidia, acervuli and stroma. Ed. Commonwealth Mycological Institute. pp. 524-537.

Colletotrichum dematium (Pers.) Grove Antracnosis

Sinónimos: Más de 80 sinónimos.

Taxonomía: Reino Fungi, Hongos Mitospóricos (División Eumycota, Subdivisión Deuteromycotina, Clase Coelomycetes).

Descripción: No existe unanimidad sobre el estatus taxonómico de este hongo. Aquí se ha seguido la clasificación de Von Arx (1957, 1970), que encuadra en esta especie a un total de 84 sinónimos anteriores pertenecientes a diversos géneros (*Colletotrichum*, *Sphaeria*, *Vermicularia*, *Fusarium*, *Excipula*, *Volutella*, *Exosporium* y *Amerosporium*). Este autor reconoce dentro de esta especie varias formas especializadas (*truncata*, *spinaciae*, *circinans*) que, sin embargo, para otros autores son especies diferentes: *C. truncatum* (Schwein.) Andrus & Moore, *C. spinaciae* Ell. & Halsted, *C. circinans* (Berk.) Vogl. En cualquier caso, los diferentes miembros del grupo no pueden separarse por métodos morfológicos. Forma acérvulos estromáticos de color negro, con setas. Las conidias son hialinas, falciformes, pequeñas, de 18-30 x 3-4,5 µm.

Huéspedes: La f. *truncata* afecta a leguminosas, habiendo sido descrita en España afectando a soja, la f. *spinaciae* a espinaca y la f. *circinans* a cebolla.

Sintomatología: En soja (f. *truncata*), los primeros síntomas pueden observarse en el estado de plántula, en forma de lesiones deprimidas de color oscuro en los cotiledones, pero donde el ataque es más evidente en planta adulta, apreciándose zonas oscuras en diferentes partes de la planta, principalmente en la parte baja del tallo, que con ambiente húmedo toman un aspecto gelatinoso y grisáceo debido a la producción de los cirros en los acérvulos. También puede afectar a las semillas, que pueden arrugarse y toman coloraciones oscuras y que, puestas en un ambiente con alta humedad, desarrollan rápidamente los acérvulos.

En espinaca (f. *spinaciae*), también se pueden observar sobre las semillas pequeños puntos negros, los acérvulos, visibles a simple vista. Las plantas presentan manchas en las hojas, al principio pequeñas y de color negro verdoso que, al ir creciendo, van tomando una forma irregular, tamaño variable y color blanco sucio a amarillo pálido, sobre las cuales se diferencian los acérvulos.

En cebolla (f. *circinans*) sólo afecta a variedades blancas, observándose sobre las escamas externas manchas de color oscuro formadas por multitud de puntos negros que son los acérvulos del hongo.

Referencias:

- Arx, J. A. von (1957). Die Arten der Gattung *Colletotrichum*. *Phytopath. Z.* 29: 413-468.
- Arx, J. A. von (1970). A revision of the fungi classified as *Gloeosporium*. *Bibliotheca Mycologica*. Band 24. 2nd ed. J. Cramer. 203 pp.
- Borruel Olano, M., Plaza Campistegui, B. (1996). *Colletotrichum spinaciae* Ell. & Halst. Antracnosis de la espinaca. Fichas de diagnóstico en laboratorio de organismos nocivos de los vegetales. Ficha 33. MAPA. Madrid.
- Commonwealth Mycological Institute. (CMI) (2001). Distribution of *Colletotrichum truncatum* (Schwein.) Andrus & W. D. Moore. CMI Map 835.
- García-Jiménez, J., Alfaro-García, A. (1981). Enfermedades fúngicas de la soja en España transmitidas por semilla. *Comptes rendus 6me. Journées de Phytatrie et Phytopharmacie circummediterranéennes*: 209-218. Perpignan (Francia).
- Sagasta-Azpeitia, E.M. (1969). Notas sobre el hongo *Colletotrichum circinans* (Berk.) Vogl., productor de “antracnosis” en cebollas. *Bol. Patol. Veg. Ent. Agric.* 30: 147-153.

Colletotrichum lindemuthianum (Sacc. & Magn.) Scribner Antracnosis de la judía

Sinónimos: *Gloeosporium lindemuthianum* Sacc. & Magn.

Taxonomía: Reino Fungi, Hongos Mitospóricos (División Eumycota, Subdivisión Deuteromycotina, Clase Coelomycetes).

Descripción: Forma acérvulos redondeados o alargados en frutos, hojas y tallos. Algunas células del acérvulo se desarrollan como setas de color marrón, septadas, hinchadas en la base con el ápice redondeado, que miden 4-9 µm de ancho y menos de 100 µm de largo. Las conidias son hialinos, cilíndricos con los extremos obtusos, aseptados, de 11-20 x 2,5-5,5 µm; se forman en fiálidas de conidióforos unicelulares hialinos o marrones pálidos.

Huéspedes: Diferentes leguminosas, principalmente judía.

Sintomatología: Produce manchas rojizas y decoloración de venas en el envés. En tallos, peciolo y vainas se forman lesiones elípticas deprimidas con el centro pardo y margen ennegrecido. En la vaina, se rodean de un halo pardo rojizo. Puede llegar a causar necrosis foliar y malformación de venas.

Referencias:

- Commonwealth Mycological Institute (CMI). (1966). Distribution of *Colletotrichum lindemuthianum* Bri. & Cav. CMI Map 177, 3rd. edition.
- Del Cañizo Gómez (1955). Manual práctico de fitopatología y terapéutica agrícola. Ministerio de Agricultura, Madrid.
- González Fernández, A.J. (1996). *Colletotrichum lindemuthianum* (Sacc. & Magn.) Scribner. Antracnosis. Fichas de diagnóstico en laboratorio de organismos nocivos de los vegetales. Ficha 32. MAPA. Madrid.
- Mordue, J. E. M., (1971). *Colletotrichum lindemuthianum*. CMI Descriptions of Pathogenic Fungi and Bacteria n° 316.

***Colletotrichum trichellum* (Fr.: Fr.) M. M. Duke**
Antracnosis

Sinónimos: *Amerosporium trichellum* (Fr.: Fr.) Lind., *Colletotrichum hedericola* Laub., *C. gloeosporioides* (Penz.) Sacc. var *hederae* Pass.

Taxonomía: Reino Fungi, Hongos Mitospóricos (División Eumycota, Subdivisión Deuteromycotina, Clase Coelomycetes).

Descripción: Acérvulos de pequeño tamaño, con setas. Conidias falciformes, no muy curvadas, con grandes gúttulas en su interior y de tamaño 14-24 x 4-6 µm. Esclerocios a veces presentes.

Huéspedes: Hiedra.

Enfermedad: Manchas circulares sobre el haz de las hojas que aparecen principalmente hacia finales de verano y otoño. Color marrón claro en el centro de la mancha y más oscuro hacia los márgenes.

Referencias:

- Arx, J. A. von (1970). A revision of the fungi classified as *Gloeosporium*. Bibliotheca Mycologica. Band 24. 2nd ed. J. Cramer. 203 pp.
- Montón, C., García, F. (1996). *Colletotrichum trichellum* (Fr.: Fr.) Duke. Antracnosis. Fichas de diagnóstico en laboratorio de organismos nocivos de los vegetales. Ficha 34. MAPA. Madrid.
- Sutton, B. C. (1980). The Coelomycetes. CMI. Kew, Surrey, England. 696 pp.

***Coniella petrakii* B. Sutton**

Sinónimos: *Coniothyrium diplodiella* (Speg.) Sacc.; *Coniella diplodiella* (Speg.) Petrak & Sydow.

Taxonomía: Reino Fungi, Hongos Mitospóricos (División Eumycota, Subdivisión Deuteromycotina, Clase Coelomycetes).

Descripción: Los picnidios, primero inmersos y luego erumpentes, son de color claro y de forma globosa. Los conidióforos hialinos sólo se ramifican en la base y llevan conidias unicelulares, subhialinas, que se tornan marrón pálido en la madurez y de forma elíptica, con el ápice obtuso y la base truncada; miden 8-16 x 5,5-7,5 μm y se forman en fiálidas terminales.

Huéspedes: Vid.

Sintomatología: Produce una podredumbre blanca en las uvas heridas por granizo. Primero aparecen como manchas marrones en el centro, que se tornan blancas hacia los márgenes, y cuando marchita el fruto aparece cubierto de picnidios blancos. El micelio ataca a los pámpanos y al tronco, causando la caída de la corteza y la aparición sobre la madera de picnidios blancos.

Referencias:

- Alfaro, A., Vicente, S. (1954). Experimentos a pequeña escala con fungicidas. Boletín Instituto de Investigaciones Agronómicas 14: 163-177.
- Commonwealth Mycological Institute (CMI). (1992). Distribution of *Coniella petrakii* B. Sutton. CMI Map 335, 3rd. Edition.
- Ruiz Castro, A. (1950). La lucha contra las enfermedades del viñedo en España. Boletín Patología Vegetal y Entomología Agrícola 18: 243-280.

***Coniothyrium concentricum* (Desm) Sacc.**

Sinónimos: *C. hysterioideum* P. Karst. & Har., *Microdiplodia hysterioidea* (P. Karst. & Har.) Petr. & Syd., *Microsphaeropsis concentrica* (Desm.) Morgan-Jones, *Phoma concentrica* Desm.

Taxonomía: Reino Fungi, Hongos Mitospóricos (División Eumycota, Subdivisión Deuteromycotina, Clase Coelomycetes).

Descripción: Micelio inmerso, septado, marrón o hialino, ramificado. Picnidios globosos, marrones, uniloculares, de paredes gruesas, con ostiolos circulares centrales. Conidióforos ausentes. Células conidiógenas holoblásticas, anelídicas, cilíndricas, hialinas a marrón claro. Conidias marrones, de paredes gruesas, con uno o ningún tabique, verrugosas, de ápices obtusos, base truncada, y cilíndricas.

Huéspedes: *Yucca* sp.

Sintomatología: Necrosis en hojas. Es frecuente encontrar las hojas del año anterior de plantas del género *Yucca* con una parte apical blanquecina y con eflorescencias de diferentes hongos sobre ellas.

Referencias:

- Mateo-Sagasta, E. (1983). Algunas enfermedades de plantas ornamentales: *Coniothyrium concentricum* (Desm.) Sacc., productor de necrosis en hojas de *Yucca* sp. Jornadas sobre Patología Vegetal. Resúmenes de las Comunicaciones presentadas a la IV, V y VI Reuniones Anuales del Grupo Especializado de Fitopatología Microbiana de la Sociedad Española de Microbiología: 77. Monografías INIA n° 48.

***Cronartium flaccidum* (Alb. y Schw) Wint.**

Sinónimos: *C. asclepiadeum* (Willd.) Fr., *C. peoniae* Castagne, *Erineum asclepiadeum* Willd., *Peridermium cornui* Rostr. & Kleb., *P. pini* f. *corticola* Mussat, *Sphaeria flaccida* Alb. & Schwein.

Taxonomía: Reino Fungi, Filo Basidiomycota (División Eumycota, Subdivisión Basidiomycotina, Clase Urediniomycetes).

Descripción: Ecidios en forma de vesículas grandes, de hasta 6 mm de alto, de tonalidad anaranjada cuando están repletos de ecidiosporas. Las fases uredio y telio se desarrollan en huéspedes alternativos como *Vincetoxicum officinale*, que es el más frecuente, o *Paeonia* spp. o *Gentiana* sp. Sobre éstos los uredios presentan un aspecto pulverulento y de color naranja vivo, y los telios presentan la forma de cornículos de color ferruginoso.

Huéspedes: *Pinus sylvestris* y *P. halepensis*, entre otros.

Sintomatología: El tramo afectado del ramillo o rama se hipertrofia, adoptando una forma de huso escamoso que puede alcanzar el doble del diámetro de una rama normal, observándose desprendimientos de corteza y flacidez de las acículas situadas por encima del área infectada. Finalmente se produce la muerte de las ramas. Los extremos de las copas o el árbol entero mueren al cabo del tiempo, como consecuencia de las infecciones sistémicas que se han ido extendiendo progresivamente desde las ramas hasta el tronco.

Referencias:

- Muñoz López, C., Pérez Fortea, V., Cobos Suárez, P., Hernández Alonso, R., Sánchez Peña, G. (2003). Sanidad Forestal. Guía en imágenes de plagas, enfermedades y otros agentes presentes en los montes. Ed. Mundi-Prensa, Madrid, 576 pp.

***Cronartium ribicola* J. C. Fisch.**

Sinónimos: *Peridermium indicum* Colley & M. V. Taylor, *P. kurilense* Dintel, *P. strobis* Kleb.

Taxonomía: Reino Fungi, Filo Basidiomycota (División Eumycota, Subdivisión Basidiomycotina, Clase Urediniomycetes).

Descripción: Roya heteroica macrocíclica con las facies espermogonio y ecio sobre *Pinus* y uredio y telio sobre *Ribes*. Espermogonios intracorticales, bajo el peridermo. Ecios intracorticales en origen, erumpentes en la madurez, con peridio, peridermioide, con eciosporas catenuladas, verrugosas, de 16-30 µm de diámetro. Uredios subepidérmicos al principio, abiertos por un poro, con peridio y parafisos, con uredosporas elipsoides a obovoides, de 19-30 x 13-20 µm, equinuladas. Telios subepidérmicos al principio, erumpentes en la madurez, teliosporas unicelulares, lisas, catenuladas, de 28-60 x 15-23 µm.

Huéspedes: *Pinus strobus*, *P. lambertiana*, *P. monticola*, *P. coralensis*, *P. pumila*, *P. parviflora*; también *Ribes* spp.

Sintomatología: En pino produce chancros. Los primeros síntomas son manchas decoloradas en las acículas y pequeños hinchamientos de color amarillento en los brotes, sobre la base de la corteza de las acículas afectadas. De dos a cuatro años después de la infección se forman los espermogonios y ecios sobre los tejidos hinchados. Forma chancros sobre las ramas, que acaban muriendo, y las acículas toman un color marrón rojizo. Los chancros también pueden aparecer en el tronco produciendo ecios, y el ceñido del tronco provoca la muerte del árbol. En hojas de *Ribes* produce los uredios y telios en ataques anuales. Con ataques severos las hojas afectadas toman color marrón o negro y caen prematuramente.

Referencias:

- CABI/EPPO (2000). *Cronartium ribicola* J. C. Fisch. Distribution Maps of Plant Diseases n° 6.
- Laundon, G. F., Rainbow, A. F. (1971). *Cronartium ribicola*. CMI Descriptions of Pathogenic Fungi and Bacteria N° 283.
- Smith, I. M., Dunez, J., Lelliott, R. A., Phillips, D. H., Archer, S. A. (edit.) (1988). European handbook of plant diseases. Blackwell Scientific Publications. 583 pp.

***Cryphonectria parasitica* (Murril) Barr**

Chancro del castaño

Sinónimos: *Diaporthe parasitica* Murrill, *Endothia gyrosa* var. *parasitica* (Murrill) Clinton, *E. parasitica* (Murril) Anderson & Anderson, *Valsonectria parasitica* (Murrill) Rehm.

Taxonomía: Reino Fungi, Filo Ascomycota (División Eumycota, Subdivisión Ascomycotina, Clase Pyrenomycetes).

Descripción: Teleomorfo: estromas que portan peritecios en el interior de la peridermis del huésped y que salen a la superficie por medio de un cuello largo. Ascosporas hialinas a amarillo pálido, con uno o ningún septo, de forma variable entre oblongas y fusoides, de 7-12 x 3-5,5 µm. Anamorfo: conidias producidas en picnidios dentro del estroma; son hialinas, unicelulares, elipsoidales a baciliformes y miden 3-5 x 1-1,5 µm.

Huéspedes: Castaño, encina, *Quercus* spp.

Sintomatología: Produce chancros que causan la muerte de algunos de los brotes o ramas que se encuentran por encima de la lesión. Los chancros jóvenes son elípticos y de color amarillo pardo. Con el tiempo se agrietan y se exfolia la corteza. Sobre la lesión se forman capas de micelio aplanadas en forma de abanicos. Bajo el área anillada por el chancro se dan brotes de crecimiento rápido.

Referencias:

- Cobos Suárez, P. (1989). Fitopatología del castaño (*Castanea sativa* Miller). Boletín de Sanidad Vegetal. Fuera de serie nº 16. 129 pp.
- Commonwealth Mycological Institute (CMI). (1965). Distribution of *Cryphonectria parasitica* (Murril) Barr. CMI Map 66, 3rd. Edition.
- Gravatt, G.F. (1952). Blight on chesnut and oaks in Europe in 1951. Plant Disease 36: 111-115.
- Laboratorio de Criptogamia (1943). Informe del trabajo llevado a cabo por la Estación de Fitopatología de La Coruña durante 1942. Publicación Estación Fitopatología Agrícola de La Coruña 23: 21-57.
- Mansilla Vázquez, J. P., Pintos Varela, C., Abelleira Argibay, A. (1996). *Cryphonectria parasitica* (Murrill) Barr. Chancro del castaño. Fichas de diagnóstico en laboratorio de organismos nocivos de los vegetales. Ficha 36. MAPA.

- Muñoz, M.C., Cobos, P. (1991). *Endothia parasitica* (Murril) Anderson. Sintomatología e identificación. Situación de la enfermedad en los castañares asturianos. Boletín de Sanidad Vegetal, Plagas 17: 287-298.
- Sardiña, J.R. (1943). Contribución al estudio de un chancro de castaños japoneses en Galicia. Boletín Patología Vegetal y Entomología Agrícola 12: 195-220.
- Sivanesan, A., Holliday, P. (1981). *Cryphonectria parasitica*. CMI Descriptions of Pathogenic Fungi and Bacteria N° 704.

***Cryptodiaporthe populea* (Sacc.) Butin**
[Anamorfo: *Discosporium populeum* (Sacc.) B. Sutton]

Sinónimos: Del teleomorfo: *Diaporthe populea* Sacc. Del anamorfo: *Chondroplea populea* (Sacc.) Kleb., *Dothichiza populea* Sacc. & Briard, *Phoma populea* Sacc.

Taxonomía: Reino Fungi, Filo Ascomycota (División Eumycota, Subdivisión Ascomycotina, Clase Pyrenomycetes).

Descripción: Teleomorfo: peritecios agrupados bajo la corteza saliendo al exterior como pústulas a través de la peridermis. Ascas en forma de clavo, con un anillo apical. Ascosporas hialinas y elipsoides, con un septo central y de 16-23 x 6-9 µm. Anamorfo: conidias hialinas y de forma obovada a napiforme, con la base truncada, de 9-11 x 7-8 µm.

Huéspedes: Chopo.

Sintomatología: Causa, sobre todo en plantones, sarna del tronco o necrosis de corteza. En las bases de ramas, ramos y yemas aparecen lesiones ovales, deprimidas y de colores pardos a grises. Entra por las heridas.

Referencias:

- Booth, C., Gibson, I.A.S., Sutton, B.C. (1973). *Cryptodiaporthe populea*. CMI Descriptions of Pathogenic Fungi and Bacteria N° 364.
- Commonwealth Mycological Institute (CMI). (1992). Distribution of *Cryptodiaporthe populea* (Sacc.) Butin. CMI Map 344, 3rd. Edition.
- Torres, J.J. (1960). Una nueva enfermedad del chopo en España. Boletín Servicio Plagas Forestales 3:11-14.

Cryptosporiopsis tarraconensis Gene et al.

Taxonomía: Reino Fungi, Hongos Mitospóricos (División Eumycota, Subdivisión Deuteromycotina, Clase Coelomycetes).

Descripción: Forma acérvulos subepidérmicos de color marrón oscuro, sobre los que se desarrollan células conidiógenas hialinas, fialídicas, simples y cilíndricas con conidias también hialinas, unicelulares, de pared fina y lisa, elipsoides con el ápice obtuso y que miden 19-33,5 x 7,5-13,5 μm .

Huéspedes: Avellano.

Sintomatología: Causa la podredumbre de las yemas del avellano. Éstas acaban por secarse y morir.

Referencias:

- Gene, J., Guarro, J., Figueras, M.J. (1990). A new species of *Cryptosporiopsis* causing bud rot of *Corylus avellana*. Mycological Research 94: 309-312.

***Curvularia trifolii* (Kauffm.) Boedijn f. sp. *gladioli* Parmelee & Luttrell apud Parmelee**

Taxonomía: Reino Fungi, Hongos Mitospóricos (División Eumycota, Subdivisión Deuteromycotina, Clase Hyphomycetes).

Descripción: Conidióforos erectos, pigmentados, geniculados desde elongaciones simpódicas, produciendo conidias simples a través de poros conspicuos. Conidias de pared lisa, de 23-38 x 12-16 µm en su parte más gruesa, generalmente con tres tabiques transversales, casi siempre curvadas en su tercera célula contando desde la base, que generalmente es de mayor tamaño que el resto de células. Las células de los extremos son subhialinas a marrón pálido, mientras que la tercera célula suele ser la más oscura.

Huéspedes: Gladiolo (*Gladiolus* sp.).

Sintomatología: Sobre las escamas del cormo se observan manchas y rayas alargadas de color marrón claro a oscuro, manchas que se corresponden con lesiones de forma irregular y de color negruzco en la superficie del cormo y que a veces penetran al interior. Las yemas, sobre todo en la parte baja del cormo, suelen aparecer bordeadas por una mancha de color oscuro. Durante el almacenamiento, estas manchas continúan desarrollándose y los tejidos enfermos se endurecen con la característica de que suelen llegar a separarse de los tejidos sanos, lo que hace que sólo en muy raras ocasiones los cormos se necrosen totalmente.

Referencias:

- García-Jiménez, J., Alfaro-García, A. (1985). Inspección fitosanitaria del bulbo de gladiolo: estudio básico. Boletín del Servicio de Defensa contra Plagas e Inspección Fitopatológica. Fuera de Serie 3. (71 pp.).
- Hernández, J., Morales, A., Gallo, L. (1983). Patógenos en cormos de gladiolo de importación. Proceedings del II Congreso Nacional de la Sociedad Española de Fitopatología: 99-102.
- Hernández, J., Morales, A., Gallo, L. (1984). Fusariosis latente y patogenicidad de cepas en gladiolos de importación. Resúmenes del III Congreso Nacional de la Sociedad Española de Fitopatología: 52.
- Laundon, G. F. (1971). *Curvularia trifolii* f. sp. *gladioli*. CMI Descriptions of Pathogenic Fungi and Bacteria N° 307.

Cyclaneusma minus (Butin) Di Cosmo, Peredo & Minter Caída de acículas

Sinónimos: *Naemacyclus minor* Butin.

Taxonomía: Reino Fungi, Filo Ascomycota (División Eumycota, Subdivisión Ascomycotina, Clase Discomycetes).

Descripción: Teleomorfo: ascas cilíndricas que contienen ocho ascosporas hialinas, filiformes y un poco curvadas (forma de "boomerang") con dos tabiques centrados que distan entre sí aproximadamente 8 μm . Las ascosporas miden 65-100 x 2,5-3 μm . Anamorfo: picnidios de 150-250 μm de diámetro. Conidias de forma bacilar que miden 6-9,5 x 0,8-1 μm .

La diferenciación entre esta especie y *C. niveum* es difícil, ya que los caracteres morfológicos presentan un amplio rango de solapamiento y los aislados no siempre producen picnidios. En medio agar malta, tras 2-3 semanas de cultivo, *C. minus* produce apotecios y picnidios y el medio se oscurece a marrón oscuro, mientras que *C. niveum* produce sólo picnidios y el agar no suele oscurecerse.

Huéspedes: Pinos de dos, tres y cinco acículas: *Pinus canariensis*, *P. halepensis*, *P. nigra*, *P. pinaster*, *P. pinea*, *P. radiata*, *P. sylvestris* y *P. uncinata*, entre otros.

Sintomatología: Los síntomas iniciales son la presencia en las acículas de zonas decoloradas, manchas de color verde pálido a amarillentas, que van virando con el tiempo a pardo o atabacado. Sobre dichas manchas emergen los apotecios de color claro, típicos del hongo. Finalmente, toda la acícula adquiere un color marrón amarillento y se desprende. En caso de fuertes y sucesivas infecciones, se produce una defoliación masiva de las acículas de más de un año, llegando a quedar el árbol con las acículas del último periodo vegetativo.

Referencias:

- Landeras Rodríguez, E., Berra Lertxundi, D. (2002). *Cyclaneusma minus* (Butin) Di Cosmo, Peredo y Minter. Caída de acículas. Fichas de diagnóstico en laboratorio de organismos nocivos de los vegetales. Ficha 177. MAPA. Madrid.
- Millar, C.S., Minter, D.W. (1980). *Naemacyclus minor*. CMI Descriptions of Pathogenic Fungi and Bacteria, nº 659.
- Minter, D.W., Millar, C.S. (1980). *Naemacyclus niveus*. CMI Descriptions of Pathogenic Fungi and Bacteria, nº 660.
- Muñoz López, C., Pérez Fortea, V., Cobos Suárez, P., Hernández Alonso, R., Sánchez Peña, G. (2003). Sanidad Forestal. Guía en imágenes de plagas, enfermedades y otros agentes presentes en los montes. Ed. Mundi-Prensa

***Cyclaneusma niveum* (Pers.) Di Cosmo, Peredo & Minter**

Sinónimos: *Naemacyclus niveus* (Pers.) Fuckel ex Sacc., *Stictis nivea* Pers., *Propolis nivea* Pers. ex Fr., *Lophodermium gilvum* Rostr.

Taxonomía: Reino Fungi, Filo Ascomycota (División Eumycota, Subdivisión Ascomycotina, Clase Discomycetes).

Descripción: Teleomorfo: Apotecios elípticos, marrones y cortos, que se abren en dos solapas bien definidas y que carecen de clípeo. Ascas cilíndricas que contienen ocho ascosporas filiformes, hialinas y biseptadas, de 75-120 x 2-3,5 µm. Parafisos filiformes, aseptados, hialinos y rectos, ramificados hacia el ápice. Anamorfo: Picnidios globosos, embebidos en la acícula. Conidias formadas en fiálidas, tienen forma de hoz y miden 12-16 x 0,8-1 µm.

Huéspedes: Pino.

Sintomatología: Causa la caída de acículas. Las ascosporas infectan las acículas en su primer año y también a las más viejas. Los síntomas aparecen un año más tarde. Primero aparecen como manchas verde pálido para luego amarillear. El resultado final son acículas amarillas con bandas transversales de color pardo.

Referencias:

- Martínez, J.B. (1942). La micosis del *Pinus insignis* (*Pinus radiata*) en Guipúzcoa. Publicación Instituto Forestal Investigaciones Experimentales 8: 72 pp.
- Minter, D. W., Miller, C.S. (1980). *Naemacyclus niveus*. CMI Descriptions of Pathogenic Fungi and Bacteria n° 660.
- Muñoz López, C., Pérez Fortea, V., Cobos Suárez, P., Hernández Alonso, R., Sánchez Peña, G. (2003). Sanidad Forestal. Guía en imágenes de plagas, enfermedades y otros agentes presentes en los montes. Ed. Mundi-Prensa, Madrid, 576 pp.
- Scott, C.W. (1962). *Pinus radiata*. F.A.O. Forest Production Studies 14: 328pp.

***Cymadothea trifolii* (Pers.) Wolf [Anamorfo: *Polythrincium trifolii* Kunze (facies conidial); *Sphaeria trifolii* Pers. (facies picnídica o espermogonial)]**

Manchas foliares

Sinónimos: del teleomorfo: *Mycosphaerella killiani* Petr.; *Dothidella trifolii* (Pers.) Bayliss-Elliot & Stans.

Taxonomía: Reino Fungi, Filo Ascomycota (División Eumycota, Subdivisión Ascomycotina, Clase Loculoascomycetes).

Descripción: Teleomorfo: lóculos inmersos de un diámetro aproximado de 1,5 mm, que contienen ascas claviformes de 48-55 x 20-25 μm , con ocho ascosporas bicelulares, obovadas, hialinas o ligeramente oscuras, de 22-26 x 6-7,5 μm . Anamorfo: facies conidial (*Polythrincium*), conidióforos que crecen de un punto o pústula; oscuros, no ramificados y retorcidos, mono o bicelulares. Conidias hialinas o ligeramente oscuras, bicelulares, ovoides, cuneiformes o piriformes; lisas o ligeramente equinuladas en el ápice, de 17-24 μm de longitud, 13-24 μm de anchura en su parte más gruesa y 4-5 μm en la base. Facies picnídica o espermogonial (*Sphaeria*): picnidios (espermogonios) papilados de diámetro ligeramente superior a 2 mm, que descargan en masas numerosas conidias (espermacios) hialinas y ovales de 3-5 x 1,5-2 μm .

Huéspedes: Es muy corriente la facies espermogonial en el trébol blanco (*Trifolium repens* L.) y en menor grado en el trébol violeta (*T. pratense* L.) y varias especies de este género.

Sintomatología: Manchas oscuras de aspecto aterciopelado (conocidas vulgarmente como "manchas de seda" del anamorfo *P. trifolii*) en el envés de las hojas. Posteriormente, si el número de manchas es elevado, el foliolo se seca y cae al suelo.

Referencias:

- Booth, C., O'Rourke, C.J. (1973). CMI Descriptions of Pathogenic Fungi and Bacteria, n° 393. CAB.
- Collar Urquijo, J. (1999). *Cymadothea trifolii* (Pers.) Wolf. Manchas foliares. Fichas de diagnóstico en laboratorio de organismos nocivos de los vegetales. Ficha 117. MAPA. Madrid.

***Cystodendron dryophilum* (Pass.) Bubák**

Sinónimos: *Tubercularia dryophila* Pass., *Strumella dryophila* (Pass.) Sacc.

Taxonomía: Reino Fungi, Hongos Mitospóricos (División Eumycota, Subdivisión Deuteromycotina, Clase Hyphomycetes).

Descripción: Conidias unicelulares, hialinas, esféricas a ovoides, de 2-2,5 µm de diámetro, formadas en series de 3-4 por fiálida.

Huéspedes: Alcornoque (*Quercus suber*).

Sintomatología: Se ha aislado en hojas de alcornoques afectados por decaimiento, con crecimiento anual de ramas reducido, clorosis, defoliación, puntisechado, producción de brotes epicórmicos y hojas más pequeñas de lo habitual. También se observan en el tronco y en la base de estos árboles chancros y heridas.

Referencias:

- Luque, J., Parladé, J., Pera, J. (2001). El decaimiento del alcornoque en Cataluña: síntomas y hongos asociados. *Investigación Agraria: Sistemas y Recursos Forestales* 10: 271-287.
- Marras, F. (1962). Contributi alla patologia della Quercia da sughero (*Quercus suber* L.). II. Malattie fogliari causate da funghi parassiti in Sardegna. *Stazione Sperimentale del Sughero. Tempio Pausania. Memoria* 3: 75-82.

***Dendrophoma myriadea* (Preuss) Sacc.**

Taxonomía: Reino Fungi, Hongos Mitospóricos (División Eumycota, Subdivisión Deuteromycotina, Clase Coelomycetes).

Descripción: Micelio inmerso, ramificado, septado, hialino o marrón. Conidiomas separados o agregados, superficiales, negros, al principio globosos y cerrados, al final se abren y llegan a ser cupulados. Setas marrones, septadas, lisas. Conidióforos hialinos, simples o ramificados irregularmente, septados, lisos, cilíndricos. Células conidiógenas enteroblásticas, fialídicas, cilíndricas, hialinas, lisas. Conidias hialinas o marrón muy claro, aseptadas, de paredes finas, con una setula en la punta.

Huéspedes: Alcornoque (*Quercus suber*).

Sintomatología: Se ha aislado en hojas de alcornoques afectados por decaimiento, con crecimiento anual de ramas reducido, clorosis, defoliación, puntisecado, producción de brotes epicórmicos y hojas más pequeñas de lo habitual. También se detectan en el tronco y en la base de estos troncos chancros y heridas.

Referencias:

- Luque, J., Parladé, J., Pera, J. (2001). El decaimiento del alcornoque en Cataluña: síntomas y hongos asociados. *Investigacion Agraria: Sistemas y Recursos Forestales* 10: 271-287.

***Diaporthe actinidiae* Sommer & Beraha (Anamorfo: *Phomopsis* sp.)**

Taxonomía: Reino Fungi, Filo Ascomycota (División Eumycota, Subdivisión Ascomycotina, Clase Pyrenomycetes).

Descripción: Teleomorfo: se ha detectado en ramas afectadas que, tras la poda, se dejan en el suelo de las parcelas. En estas ramas se encontraban los peritecios incrustados en un estroma negro, con largos cuellos sinuosos, filiformes y con el extremo redondeado de color marrón. Los peritecios miden 150-460 μm de diámetro y 470-900 x 50-120 μm de longitud del cuello. Ascas de 29-40 x 5,2-7,3 μm . Ascosporas hialinas, unitabecadas, estrechándose en el tabique, de forma fusoide a elipsoide y de 8,9-9,4 x 3,1 μm . Anamorfo: picnidios con conidias tipo α (5,0-8,3 x 2,0-3,8 μm) y β (17,5-30,0 x 1,5 μm).

Huéspedes: Kiwi (*Actinidia deliciosa*).

Sintomatología: Los primeros síntomas consisten en ramas que se descortezan con facilidad y con coloración más oscura de lo normal. Posteriormente aparecen manchas necróticas de extensión variable que a la lupa presentan puntitos negros (picnidios). También se observan podredumbres de pétalos que, cuando caen sobre las hojas y por la humedad reinante, quedan pegados a ellas, desarrollando unas necrosis similares a la ya descrita. Necrosis de nervios en hojas, que hacen que éstas se curven hacia el haz, y necrosis del pedúnculo de los frutos, que hace que éstos queden de un tamaño no comercial.

Referencias:

- García-Jiménez, J., Ciurana, N., Mansilla, J.P., Pintos Varela, C., Sales, R., Armengol, J. (1998). Detección de *Diaporthe actinidiae* Sommer et Beraha provocando daños en kiwi (*Actinidia deliciosa* (A. Chev.) C.F. Liang et A.R. Ferguson) en Galicia. IX Congreso Nacional de la Sociedad Española de Fitopatología. Programa y Resúmenes: 115. Salamanca.
- Pintos Varela, C., García-Jiménez, J., Mansilla, J. P., Ciurana, N., Sales, R., Armengol, J. (2000). Presencia de *Diaporthe actinidiae* afectando al kiwi (*Actinidia deliciosa*) en el noroeste de la Península Ibérica. Boletín de Sanidad Vegetal Plagas 26: 389-399.

***Diaporthe citri* Wolf [Anamorfo: *Phomopsis citri* Fawcett]**

Sinónimos: Del anamorfo: *P. californica* Fawcett, *P. caribaea* Horne, *P. cytospora* Penzig & Sacc.

Taxonomía: Reino Fungi, Filo Ascomycota (División Eumycota, Subdivisión Ascomycotina, Clase Pyrenomycetes).

Descripción: Teleomorfo: estroma negro con peritecios inmersos. Ascas sin parafisos. Ascosporas bicelulares, hialinas y ligeramente constreñidas en el septo central. Anamorfo: picnidios inmersos y posteriormente erumpentes de color negro y forma cónica a lenticular. Conidias de dos tipos, ambas hialinas y unicelulares: las del tipo α tienen forma fusiforme a elipsoidal y miden 6-10 x 2-3 μm , mientras que las de tipo β son filiformes, curvadas, frecuentemente tienen un extremo en forma de anzuelo y miden 20-30 x 0,5-1 μm .

Huéspedes: Cítricos.

Sintomatología: Causa la podredumbre de los frutos, comenzando por el punto de inserción en el pedúnculo. La pulpa toma color pardo oscuro y adquiere cierta dureza. Puede causar melanosis en hojas jóvenes, brotes, tallos y frutos.

Referencias:

- Commonwealth Mycological Institute (CMI). (1996). Distribution of *Diaporthe citri* (Fawcett) Wolf. CMI Map 126, 4th. Edition.
- Fawcett, H.S. (1932). *Diaporthe citri*, the perfect stage of *Phomopsis citri* and *Phomopsis californica*. Phytopathology 22: 928.
- Punithalingam, E., Holliday, P. (1973). *Diaporthe citri* (conidial state: *Phomopsis citri*). CMI Descriptions of Pathogenic Fungi and Bacteria N° 396.
- Tuset, J. J., Timmer, L. W. (2000). Melanosis y podredumbre peduncular (melanose and stem-end-rot). En “Durán-Vila, N. y Moreno, P. (edit.). Enfermedades de los cítricos”: 38-40. Monografía de la Sociedad Española de Fitopatología n° 2. SEF-Mundi-Prensa. 165 pp.

Didymascella thujina (E. J. Durand) Maire

Sinónimos: *Keithia thujina* E. J. Durand.

Taxonomía: Reino Fungi, Filo Ascomycota (División Eumycota, Subdivisión Ascomycotina, Clase Discomycetes).

Descripción: Teleomorfo: apotecios pardo rojizos que se hacen opacos al secarse. Ascas cortas, cilíndricas y con el ápice redondeado. Las ascosporas aparecen en grupos de dos o cuatro en las ascas y son elipsoides, de 20-25 x 14-16 μm , incoloras, posteriormente pardas y desigualmente bicelulares.

Huéspedes: *Thuja* spp.

Sintomatología: Causa la seca de las hojas, que resulta grave como enfermedad en los viveros. Las hojas afectadas empardecen y mueren ya entrada la primavera, observándose en las escamas foliares afectadas cómo, debajo de la epidermis, se forman tres apotecios que posteriormente se abren dando lugar a una solapa escuamiforme. Las plantas afectadas aparecen enanizadas y muchas mueren.

Referencias:

- Fernández de Ana, F.J. (1974). Nuevos ataques a las tuyas en los viveros de Galicia. Anales del Instituto Nacional de Investigaciones Agrarias. Recursos Naturales 1: 187-199.

***Didymella bryoniae* (Auersw.) Rehm**
[Anamorfo: *Phoma cucurbitacearum* (Fr.) Sacc.]
Chancro gomoso del tallo

Sinónimos: Del teleomorfo: *Didymella melonis* Pass., *Mycosphaerella citrullina* Grossenb., *M. melonis* (Pass.) Chiu & Walker, *Sphaerella bryoniae* Auersw., *Sphaeria bryoniae* Fuckel. Del anamorfo: *Ascochyta cucumis* Fautr. & Roum., *Phyllosticta citrullina* Chester, *Ascochyta citrullina* (Smith) Grossenb., *A. melonis* Potebnia.

Taxonomía: Reino Fungi, Filo Ascomycota (División Eumycota, Subdivisión Ascomycotina, Clase Loculoascomycetes).

Descripción: Teleomorfo: pseudotecios globosos, sumergidos, de color negro y con un ostiolo apical papilado. Ascas cilíndricas con ocho ascosporas hialinas, bicelulares, elipsoidales y ligeramente constreñidas en el tabique, que miden 14-18 x 4-7 µm. Anamorfo: picnidios de color marrón oscuro que llevan en su interior conidias hialinas, cilíndricas y generalmente unitabizadas, que miden 6-10 x 3-4 µm.

Huéspedes: Calabacín, melón, pepino, sandía.

Sintomatología: En la base del tallo aparecen grandes zonas de color pardo y acuoso con gotas de exudado. Sobre ellas aparecen pseudotecios y picnidios que dan a la zona afectada un color negruzco. Las plantas pueden llegar a marchitarse. En los frutos causa podredumbre blanda apical y peduncular. Son también frecuentes los ataques a hojas, sobre todo en sandía, provocando manchas oscuras en el limbo foliar y, con ataques intensos, puede secarse prácticamente toda la parte aérea de la planta.

Referencias:

- Punithalingam, E., Holliday, P. (1972). *Didymella bryoniae*. CMI Descriptions of Pathogenic Fungi and Bacteria n° 332.
- Rodríguez, R., Gómez-Vázquez, J., García-Jiménez, J. (1994). Chancro gomoso del tallo. *Didymella bryoniae*. En “Díaz-Ruiz, J. R. y García-Jiménez, J. (edit.): Enfermedades de las cucurbitáceas en España”: 50-53. Monografías de la SEF n° 1. 155 pp.
- Rodríguez, R., Rodríguez, J. M. (2002). *Didymella bryoniae* (Auersw.) Rehm. Podredumbre de hojas y frutos. Chancro gomoso del tallo. Fichas de diagnóstico en laboratorio de organismos nocivos de los vegetales. Ficha 178. MAPA.
- Vicent, A., Armengol, J., Zornoza, C., García-Jiménez, J. (2001). Incidencia de *Didymella bryoniae* y *Alternaria cucumerina* en el cultivo de la sandía en la Comunidad Valenciana. *Agrícola Vergel*. Abril: 178-184.

***Didymella fabae* Jellis & Punith. [Anamorfo: *Ascochyta fabae* Speg] Rabia**

Sinónimos: del anamorfo: *Ascochyta fabae* Speg.; *A. pisi* f. *foliicola* Sacc & March.; *A. pisi* var. *foliicola* (Sacc. & March.) Wollenw. & Hochapf.

Taxonomía: Reino Fungi, Filo Ascomycota (División Eumycota, Subdivisión Ascomycotina, Clase Loculoascomycetes).

Descripción: Teleomorfo: cuerpos fructíferos sexuales producidos en restos de tallos, sumergidos o parcialmente erumpentes, de color oscuro, subglobosos, individuales o a veces en grupos, de 180-240 x 130-150 µm, con cuellos cortos, ostiolados. Ascas hialinas, cilíndricas a subclavadas, bitunicadas, de 55-70 x 10-14 µm, conteniendo 8 ascosporas hialinas, lisas, bicelulares, constreñidas en el tabique, con la célula superior de mayor grosor que la inferior, de tamaño 15-18 x 5,5-6,5 µm. Anamorfo: picnidios de 200-250 µm, con ostiolo papilado. Células conidiógenas hialinas, cortas, fialídicas. Conidias hialinas rectas o ligeramente curvadas, con un tabique, y a veces dos o tres, no constreñidos al nivel de los tabiques, de 16-24 x 3,5-6 µm.

Huéspedes: Haba.

Sintomatología: Causa lesiones en hojas, tallos y vainas. Las manchas en hojas y tallos son más o menos circulares, ligeramente hundidas, de color marrón chocolate y centro claro; en el centro aparecen pequeños puntos oscuros (picnidios) dispuestos a veces en círculos concéntricos. Las lesiones en tallos son similares pero más deprimidas y largas.

Referencias:

- CABI (1993). *Didymella fabae* Jellis & Punith. Distribution Maps of Plant Diseases n° 513.
- García Benavides, P., Páez Sánchez, J.I. (1996). *Ascochyta fabae* Speg. Rabia. Fichas de diagnóstico en laboratorio de organismos nocivos de los vegetales. Ficha 22. MAPA. Madrid.
- Kaiser, W. J., Wang, B. C., Rogers, J. D. (1997). *Ascochyta fabae* and *A. lentis*: Host specificity, teleomorphs (*Didymella*), hybrid analysis and taxonomic status. Plant Disease 81: 809-816.
- Punithalingam, E. (1993). *Didymella fabae*. CMI Descriptions of Fungi and Bacteria n° 1164.
- Rubiales, D., Trapero-Casas, A. (2002). Occurrence of *Didymella fabae*, the teleomorph of *Ascochyta fabae*, on faba bean straw in Spain. J. Phytopathol. 150: 146-148.

***Didymella lentis* Kaiser, Wang & Rogers**
[Anamorfo: *Ascochyta lentis* Vassilievsky]
Rabia

Sinónimos: del anamorfo: *A. fabae* f. sp. *lentis* Gossen *et al.*

Taxonomía: Reino Fungi, Filo Ascomycota (División Eumycota, Subdivisión Ascomycotina, Clase Loculoascomycetes).

Descripción: Teleomorfo: cuerpos fructíferos sexuales producidos en hojas o vainas, solitarios o agrupados, de 150-250 µm de diámetro, subglobosos. Ascas bitunicadas, subcilíndricas o aclavadas, de 59-95 x 10,5-12 µm. Ascosporas hialinas a amarillentas en el asca, que toman una coloración marrón en la madurez, bicelulares, constreñidas en el tabique, de 11,8-17,6 x 6,6-8,8 µm, con una de las células redondeada y la otra redondeada o algo aguda. Los caracteres morfológicos del anamorfo son muy similares a los de *Didymella fabae*.

Huéspedes: Lenteja.

Sintomatología: Produce lesiones en hojas, tallos y vainas. Las lesiones en hojas y vainas son de color claro. En el tallo se producen lesiones de color pardo claro que pueden llegar a estrangularlo y secarlo. Se transmite por semilla; las semillas afectadas muestran decoloraciones y manchas pardo oscuras.

Referencias:

- Díaz, D., Tello, J. C. (1994). Un inventario fúngico de las semillas de lenteja (*Lens culinaris*) recolectadas en Castilla-La Mancha. Bol. San. Veg. Plagas 20: 857-870.
- García Benavides, P., Páez Sánchez, J. I. (1996). *Ascochyta fabae* Speg. Rabia. Fichas de diagnóstico en laboratorio de organismos nocivos de los vegetales. Ficha 22. MAPA. Madrid.
- Kaiser, W. J., Wang, B. C., Rogers, J. D. (1997). *Ascochyta fabae* and *A. lentis*: Host specificity, teleomorphs (*Didymella*), hybrid analysis and taxonomic status. Plant Dis. 81: 809-816.
- Punithalingam, E. (1993). *Didymella fabae*. CMI Descriptions of Fungi and Bacteria n° 1164.

***Didymella lycopersici* Kleb**
[Anamorfo: *Ascochyta lycopersici* (Plowr.) Brunaud]

Sinónimos: Del anamorfo: *Diplodina lycopersici* Hollós, *Phoma lycopersici* (Plowr.) Jacz., *Sphaeronaema lycopersici* Plowr.

Taxonomía: Reino Fungi, Filo Ascomycota (División Eumycota, Subdivisión Ascomycotina, Clase Loculoascomycetes).

Descripción: Teleomorfo: pseudotecios con ascas cilíndricas, subclavadas, sésiles, con ocho ascosporas de 12-15 x 5 µm, elipsoidales, hialinas, ligeramente constreñidas en el septo. Anamorfo: picnidios oscuros, al principio inmersos y posteriormente erumpentes. Conidias hialinas, de 12-15 x 5 µm, elipsoidales, uni- o bicelulares.

Huéspedes: Tomate.

Sintomatología: Comienza causando lesiones de color pardo en la base del tallo que pueden anillar totalmente el tallo y causar la marchitez de la planta, amarilleo de hojas y desarrollo de raíces adventicias por encima de la lesión.

Referencias:

- Commonwealth Mycological Institute. (CMI). (1968). Distribution of *Didymella lycopersici* Kleb. CMI Map 324. 2nd. ed.
- Holliday, P., Punithalingam, E. (1970). *Didymella lycopersici*. CMI Descriptions of Pathogenic Fungi and Bacteria n° 272.

***Diplocarpon earliana* (Ellis & Everh.) Wolf**
[Anamorfo: *Marssonina fragariae* (Lib.) Dieb.]
Abigarrado de las hojas

Sinónimos: Del teleomorfo: *Peziza earliana* Ellis & Everh., *Mollisia earliana* (Ellis & Everh.) Sacc., *Fabraea earliana* (Ellis & Everh.) Seaver. Del anamorfo: *Leptothyrium fragariae* Libert., *Gloeosporium fragariae* (Lib.) Mont., *Marsoniella fragariae* (Lib.) Höhn-el, *Ascochyta fragariae* Sacc., *A. colorata* Peck, *Marsonia fragariae* Sacc.

Taxonomía: Reino Fungi, Filo Ascomycota (División Eumycota, Subdivisión Ascomycotina, Clase Discomycetes).

Descripción: Teleomorfo: apotecios en forma de copa. Ascosporas hialinas, bicelulares, de forma elíptica u oval, de 18-28 x 4-6 μm . Anamorfo: acérvulos por debajo de la cutícula que acaban por erumpir. Conidias bicelulares, de 18-30 x 5-7 μm , hialinas, elípticas u ovals y con un único septo transversal.

Huéspedes: Fresa.

Sintomatología: Forma lesiones de color morado con el centro más oscuro sobre las hojas, que llegan a marchitarse. Infecta los peciolos y pedúnculos de las flores, anillándolos, llegando en ocasiones a deformar el cáliz.

Referencias:

- Commonwealth Mycological Institute (CMI). (1969). Distribution of *Diplocarpon earlianum* (Ell.& Everh.) Wolf. CMI Map 452, 1st. Edition.
- Sivanesan, A., Gibson, I. A. S. (1976). *Diplocarpon earliana*. CMI Descriptions of Pathogenic Fungi and Bacteria n° 486.

***Diplocarpon mespili* (Sorauer) B. Sutton**
[Anamorfo: *Entomosporium mespili* (DC.) Sacc.]

Sinónimos: Del teleomorfo: *D. maculatum* (Atk.) Jorst., *Fabraea maculata* Atkinson, *Entomopeziza soraueri* Kleb., *Diplocarpon soraueri* (Kleb.) Nannf. Del anamorfo: *Xyloma mespili* DC. ex Duby, *Morthiera mespili* (DC. ex Duby) Fuckel, *Entomosporium maculatum* Lév., *E. thuemenii* (Cooke) Sacc., *Morthiera thuemenii* Cooke.

Taxonomía: Reino Fungi, Filo Ascomycota (División Eumycota, Subdivisión Ascomycotina, Clase Discomycetes).

Descripción: Teleomorfo: apotecios con forma de copa, inmersos y luego erumpentes. Ascas cilíndricas con ocho ascosporas. Ascosporas uniseptadas, hialinas y de superficie lisa, de 18-28 x 4-6 µm. Anamorfo: acérvulos subcuticulares en puntos marrón oscuro. Conidias de 12-20 x 8-14 µm, hialinas, solitarias y cruciformes, con cuatro células.

Huéspedes: *Amelanchier* spp.; *Crataegus* spp.; *Cydonia* spp.; *Eriobotrya* spp.; *Malus* spp.; *Pyrus* spp.; *Sorbus* spp.

Sintomatología: Causa la seca de las hojas de las especies que parasita.

Referencias:

- Commonwealth Mycological Institute (CMI). (1992). Distribution of *Fabraea maculata* (Lév.) Atk. CMI Map 327, 3rd. edition.
- Llorente, I. (2000). Entomosporiosis de los frutales de pepita (*Entomosporium maculatum*). En “Montesinos et al. (edit.) Enfermedades de los frutales de pepita y de hueso: 62-63”. SEF- Mundi-Prensa. 147 pp.
- Sivanesan, A., Gibson, I. A. S. (1976). *Diplocarpon maculatum*. CMI Descriptions of Pathogenic Fungi and Bacteria n° 481.
- Unamuno, L.M. (1935). Notas Micológicas. XI. Algunas especies interesantes de micromycetes de Vizcaya. Boletín Sociedad Española de Historia Natural 35: 423-436.

***Discostroma corticola* (Fuckel) Brockmann [Anamorfo: *Seimatosporium lichenicola* (Corda) Schoemaker & Müller]**

Sinónimos: Del teleomorfo: *Clethrídium corticola* (Fuckel) Schoemaker & Müller; del anamorfo: *Hendersonia crataegi* Brenckle, *H. lichenicola* (Corda) Fr., *Coryneum foliicola* Fuckel y 22 más.

Taxonomía: Reino Fungi, Filo Ascomycota (División Eumycota, Subdivisión Ascomycotina, Clase Pyrenomycetes).

Descripción: Sobre el material vegetal, generalmente sólo se encuentra el anamorfo: acérvulos de hasta 350 µm de diámetro. Conidiogénesis holoblástica en anélicas. Conidias de 13-15 x 5,5-6,5 µm, con tres tabiques, fusiformes, paredes periclinales colapsadas, con las dos células del medio o las tres superiores más oscuras que la célula basal, sin apéndices.

Huéspedes: Manzana en conservación y ataca también a vid y diversos géneros de rosáceas, especialmente *Rosa* spp.

Sintomatología: En manzana produce podredumbre interna del fruto en conservación. En campo ataca a ramas de *Rosa* spp. y sarmientos de vid, donde parece actuar como parásito secundario.

Referencias:

- Armengol, J., Sales, R., Bosch, S., Domingo, T., García-Vidal, S., Romero, F., García-Jiménez, J. (1999). Detección en España de *Seimatosporium lichenicola* (Corda) Shoemaker & E. Müller causando una podredumbre poscosecha en manzana. Boletín de Sanidad Vegetal Plagas 25: 445-451.
- Sutton, B. C. (1980). The Coelomycetes. CMI 696 pp.
- Tuset, J.J., Portilla, M.T., Piquer, J. (1983). El *Seimatosporium lichenicola* (Corda) Schoemaker & Müller, nuevo parásito de la vid en España. Resúmenes de las Comunicaciones presentadas a la IV, V y VI Reuniones Anuales del Grupo Especializado de Fitopatología Microbiana de la Sociedad Española de Microbiología: 128-129. Monografías INIA nº 48.

***Dothiorella dominicana* Petr. & Cif.**
Podredumbre y gomosis del ápice de los brotes

Sinónimos: *Fusicoccum aesculi* Corda.

Taxonomía: Reino Fungi, Hongos Mitospóricos (División Eumycota, Subdivisión Deuteromycotina, Clase Coelomycetes).

Descripción: El hongo produce colonias algodonosas de micelio grisáceo en agar patata dextrosa y picnidios solitarios o cuerpos fructíferos estromáticos multiloculares. Sobre lesiones del tallo se producen picnidios solitarios sumergidos en pseudoestroma subcuticular. Las conidias, de 12-25 x 4-6 μm , son fusiformes a naviculares.

Huéspedes: Mango (*Manguifera indica* L.).

Sintomatología: Podredumbre oscura en el extremo de los brotes nuevos, bien yemas terminales o bien yemas axilares, y que puede afectar al peciolo de las hojas y producir la muerte y caída de las mismas. Con frecuencia, no siempre, de las lesiones puede fluir un líquido gomoso de color canela o marrón, muy característico de la enfermedad.

Referencias:

- Rodríguez Rodríguez, R., Rodríguez Rodríguez, J.M., Espino de Paz, A.I. (2002). *Dothiorella dominicana* Petr. & Cif. Podredumbre y gomosis del ápice de los brotes. Fichas de diagnóstico en laboratorio de organismos nocivos de los vegetales. Ficha 179. MAPA. Madrid.

***Drechslera biseptata* (Sacc & Roum.) Richardson & Fraser**

Sinónimos: *Brachysporium biseptatum* (Sacc. & Roum.) Sacc., *Drechslera biformis* (E. W. Mason & S. Hughes) Subram. & B. L. Jain, *Helminthosporium biforme* E. W. Mason & S. Hughes, *H. biseptatum* Sacc. & Roum., *Marilleotia biseptata* (Sacc. & Roum.) Shoemaker.

Taxonomía: Reino Fungi, Hongos Mitospóricos (División Eumycota, Subdivisión Deuteromycotina, Clase Hyphomycetes).

Descripción: Conidióforos solitarios o en pares, flexuosos o geniculados, de hasta 133 μm de longitud y 6 μm de anchura, con la célula basal generalmente ensanchada a modo de bulbo basal. Conidias rectas, con forma de porra, de color marrón o marrón claro, generalmente con 1-3 pseudoseptos, de 12,3-41 x 8,2-14,3 μm .

Huéspedes: Arroz.

Sintomatología: Necrosis de color marrón en ápices y láminas foliares.

Referencias:

– Marín-Sánchez, J. P., Jiménez-Díaz, R. M. (1981). Enfermedades del arroz en las marismas del Guadalquivir. Boletín de Sanidad Vegetal Plagas 7: 3-56.

***Drechslera sorghicola* (Lefebvre & Sherwin)
Richardson & Fraser**

Sinónimos: *Helmithosporium sorghicola* Lefebvre & Sherwin.

Taxonomía: Reino Fungi, Hongos Mitospóricos (División Eumycota, Subdivisión Deuteromycotina, Clase Hyphomycetes).

Descripción: Conidióforos generalmente solitarios, a veces en pequeños grupos, rectos o flexuosos, de color marrón verdoso, de más de 700 µm de longitud y 6-9 µm de anchura. Conidias ligeramente curvadas, fusiformes, de color pálido a marrón dorado, lisas, con 3-8 pseudoseptos, de 30-110 x 12-19 µm.

Huéspedes: Arroz.

Sintomatología: Manchas foliares.

Referencias:

- Ellis, M. B., Holliday, P. (1976). *Drechslera sorghicola*. CMI Descriptions of Pathogenic Fungi and Bacteria N° 491.
- Marín Sánchez, J.P., Jiménez Díaz, R. (1983). Susceptibilidad de cultivares de arroz a varios hongos fitopatógenos en las marismas del Guadalquivir. Jornadas sobre Patología Vegetal. Resúmenes de las Comunicaciones presentadas a la IV, V y VI Reuniones Anuales del Grupo Especializado de Fitopatología Microbiana de la Sociedad Española de Microbiología: 18. Monografías INIA n° 48.

***Drepanopeziza punctiformis* Gremmen [Anamorfo: *Marssonina brunnea* (Ellis & Everh.) Magnus]**

Sinónimos: Del anamorfo: *Gloeosporium brunneum* Ellis & Everh., *Marssonina brunnea* (Ellis & Everh.) Sacc., *M. populina* Schnabl., *Marssonina populina* (Schnabl.) Magnus, *M. tremulae* Kleb., *M. tremuloides* Kleb.

Taxonomía: Reino Fungi, Filo Ascomycota (División Eumycota, Subdivisión Ascomycotina, Clase Discomycetes).

Descripción: Teleomorfo: apotecios pardo oscuros, subepidérmicos al principio y después superficiales. Ascas en forma de maza con ocho ascosporas unicelulares, hialinas y biseriadas que miden 8-15 µm de largo. Anamorfo: acérvulos con conidióforos pequeños y simples que portan una conidia hialina, ovoidal, bicelular, formada en pústulas, que mide 17,5-24 x 4,5-7 µm.

Huéspedes: Chopo.

Sintomatología: Causa lesiones foliares, formando apotecios en ambas caras de la hoja. Se forman pequeñas lesiones pardo oscuras que a menudo coalescen en toda la superficie. Durante el verano, en estas lesiones se forman pústulas conídicas. Las hojas muy afectadas caen prematuramente.

Referencias:

- Muñoz-López, M.C., Rupérez, A. (1976). Presencia de *Marssonina brunnea* (E & E) Magn. (Melanconiales) en España. Boletín de Sanidad Vegetal Plagas 2: 247-255.
- Muñoz López, C., Pérez Fortea, V., Cobos Suárez, P., Hernández Alonso, R., Sánchez Peña, G. (2003). Sanidad Forestal. Guía en imágenes de plagas, enfermedades y otros agentes presentes en los montes. Ed. Mundi-Prensa, Madrid, 576 pp.

***Drepanopeziza sphaeroides* (Pers.) Nannf. [Anamorfo:
Marssonina salicicola (Bres.) Magnus]
Antracnosis del sauce**

Sinónimos: Del anamorfo: *Gloeosporium salicolum* (Bres.) Petr., *Marssonina salicicola* Bres.

Taxonomía: Reino Fungi, Filo Ascomycota (División Eumycota, Subdivisión Ascomycotina, Clase Discomycetes).

Descripción: Teleomorfo: los apotecios con ascosporas se forman durante el invierno en las hojas muertas, pero esta forma es poco corriente. Anamorfo: los acérvulos miden 100-200 μm de diámetro. Las conidias miden 10-18,5 x 4-6 μm , son piriformes, rectas o ligeramente curvadas, hialinas, formadas por dos células de tamaño desigual, la célula basal es más pequeña y mide de 1/3 a 1/4 de la longitud total.

Huéspedes: El hongo se limita al género *Salix*, aunque es más corriente en *Salix x sepulcralis*, *S. babilonica*, *S. fragilis*, *S. alba* var. "tristis" y var. "coerulea".

Sintomatología: En las hojas aparecen pequeñas manchas de color marrón-negro cuyo centro se decolora y en él aparecen los acérvulos, de los que salen las conidias en una masa mucilaginosa blanquecina. Las hojas se deforman y las más afectadas terminan por caer al suelo. En ramas y brotes tiernos se forman chancros alargados, irregulares y deprimidos, con el centro más claro. Los brotes se secan en las puntas, se deforman y los árboles pierden su porte típico.

Referencias:

- Jiménez Jiménez, J. (2002). *Marssonina salicicola* (Bres.) Magn. Antracnosis. Fichas de diagnóstico en laboratorio de organismos nocivos de los vegetales. Ficha 186. MAPA. Madrid.
- Muñoz López, C., Pérez Fortea, V., Cobos Suárez, P., Hernández Alonso, R., Sánchez Peña, G. (2003). Sanidad Forestal. Guía en imágenes de plagas, enfermedades y otros agentes presentes en los montes. Ed. Mundi-Prensa.

***Elsinoë ampelina* Shear [Anamorfo:
Sphaceloma ampelinum de Bary]
Antracnosis de la vid**

Sinónimos: Del anamorfo: *Gloeosporium ampelophagum* (Pass.) Sacc., *Ramularia ampelophaga* Pass.

Taxonomía: Reino Fungi, Filo Ascomycota (División Eumycota, Subdivisión Ascomycotina, Clase Loculoascomycetes).

Descripción: Teleomorfo: ascas globosas que se distribuyen irregularmente en la parte superior del ascoma, globosas o elípticas, de 15-28 x 12-25 µm. Ascosporas de 15-16 x 4-5 µm, hialinas, triseptadas. Anamorfo: acérvulos superficiales hialinos a marrón pálido. Conidióforos fialídicos. Conidias de 4-7,5 x 2-3,5 µm, hialinas, unicelulares.

Huéspedes: Vid.

Sintomatología: Ataca a las partes verdes de la planta. Reduce tanto el crecimiento como la producción. En hojas causa perforaciones, en pámpanos chancros, y en frutos lesiones circulares deprimidas que se acaban secando.

Referencias:

- Commonwealth Mycological Institute (CMI). (1967). Distribution of *Elsinoë ampelina* Shear. CMI Map 234, 2nd. Edition.
- Pérez de Obanos Castillo, J. J. (2004). Antracnosis (*Elsinoë ampelina* Shear). En “Los parásitos de la vid. Estrategias de protección razonada”. 5ª edición: 212-213. MAPA. Mundi-Prensa.
- Ruiz Castro, A. (1950). La lucha contra las enfermedades del viñedo en España. Boletín Patología Vegetal y Entomología Agrícola 18: 243-280.
- Sivanesan, A., Critchett, C. (1974). *Elsinoë ampelina*. CMI Descriptions of Pathogenic Fungi and Bacteria n° 439.

Elsinoë quercus-ilicis (Arn.) Jenkins & Goid

Sinónimos: *Uleomyces querci-ilicis* Arn.

Taxonomía: Reino Fungi, Filo Ascomycota (División Eumycota, Subdivisión Ascomycotina, Clase Loculoascomycetes).

Descripción: Cuerpos estromáticos subcuticulares o intraepidérmicos. Ascas globosas o piriformes, de unos 30 µm de diámetro. Ascosporas hialinas o de color amarillo claro, de 15,5-19 x 8,5-11,5 µm, elipsoidales o fusiformes, con ápices redondeados, con tres tabiques transversales y, en la madurez, con uno o dos tabiques longitudinales menos evidentes, en una o las dos células centrales.

Huéspedes: Alcornoque (*Quercus suber*).

Sintomatología: Se ha aislado en hojas de alcornoques afectados por decaimiento, con crecimiento anual de ramas reducido, clorosis, defoliación, puntisecado, producción de brotes epicórmicos y hojas más pequeñas de lo habitual. También se detectan en el tronco y en la base de estos árboles chancros y heridas.

Referencias:

- Goidanich, G. (1964). *Manuale di Patología Vegetale*. Vol II. Ed. Agricole Bologna. 1283 pp.
- Luque, J., Parladé, J., Pera, J. (2001). El decaimiento del alcornoque en Cataluña: síntomas y hongos asociados. *Investigación Agraria: Sistemas y Recursos Forestales* 10: 271-287.
- Marras, F. (1962). Contributi alla patologia della Quercia da sughero (*Quercus suber* L.). II. Malattie fogliari causate da funghi parassiti in Sardegna. *Stazione Sperimentale del Sughero. Tempio Pausania. Memoria* 3: 17-20.

***Embellisia alli* (Campanile) Simmons**

Sinónimos: *Helminthosporium allii* Campanile.

Taxonomía: Reino Fungi, Hongos Mitospóricos (División Eumycota, Subdivisión Deuteromycotina, Clase Hyphomycetes).

Descripción: Conidióforos externos, rígidos, rectos o curvos, marrones, septados, en grupos de 3-12; llevan en su extremo una conidia solitaria. Las conidias suelen ser ovoideas, oscuras, con 4-5 septos, en las que la célula central se hace ligeramente más alargada, con mayor diámetro y más fuertemente coloreada que el resto; miden 20-56 x 9-14 μm .

Huéspedes: Ajo blanco.

Sintomatología: Causa el negreo de los cultivares blancos de ajo. En los bulbos se forman conidias negras sobre las escamas externas. Asimismo, ataca a las hojas, causándoles el marchitamiento comenzando por el ápice.

Referencias:

- Commonwealth Mycological Institut. (CMI). (1992). Distribution of *Embellisia alli* (Campanile) Simmons. CMI Map 642, 1st Edition.
- Simmons E.G. (1971). *Helminthosporium allii* as a type of a new genus. Mycologia 63: 380-386.

***Entyloma calendulae* f.sp. *dahliae* (Sydow) Viégas**

Taxonomía: Reino Fungi, Filo Basidiomycota (División Eumycota, Subdivisión Basidiomycotina, Clase Ustilaginomycetes).

Descripción: Forma ustilosporas globosas a poligonales, hialinas, en ocasiones de color amarillo pálido, de 8-14 μm de diámetro, con una pared de dos capas lisa. Las conidias, formadas en la superficie de los moteados de las hojas, son hialinas y de forma y tamaño variables, aunque comúnmente miden 10-25 x 2-3,3 μm .

Huéspedes: Dalia.

Sintomatología: Causa el moteado de las hojas. Los soros, permanentemente embebidos en las hojas, forman manchas circulares o elípticas de hasta 1 cm de diámetro, que en ocasiones confluyen. Al principio son pálidas y posteriormente marrones y necróticas.

Referencias:

– Commonwealth Mycological Institute (CMI). (1963). Distribution of *Entyloma dahliae* Sydow. CMI Map 114, 2nd. Edition.

***Entyloma serotinum* Schröter [Anamorfo:
Entylomella serotina Hönel]
Carbón de la borraja**

Sinónimos: Anamorfo: *Entyloma boraginis* Ciferri; *Entyloma leuco-maculans* Hume.

Taxonomía: Reino Fungi, Filo Basidiomycota (División Eumycota, Subdivisión Basidiomycotina, Clase Ustilaginomycetes).

Descripción: Los soros permanecen siempre inmersos en el tejido del huésped, formando puntos circulares, visibles en ambas superficies de las hojas, de 1-4 mm de diámetro. Las ustilosporas se forman en el parénquima del huésped y son unicelulares, solitarias, globosas o ligeramente ovoides, casi sin color o amarillentas o tintadas de marrón y miden 10-15 μm de diámetro. Las conidias, con forma filiforme, de 16-50 x 1,5-3 μm , se producen en la superficie de las lesiones, especialmente en la cara inferior, emergiendo a través de los estomas.

Huéspedes: Borraja.

Sintomatología: Sobre el limbo foliar aparecen numerosas manchas de pequeño tamaño (aproximadamente 1-5 mm de diámetro) al principio de color pálido y oscureciéndose con el tiempo. Los peciolo no se ven afectados. La enfermedad comienza por las hojas más viejas y cercanas al suelo. Las infecciones iniciales ocurren a principios de otoño, con las primeras bajadas de las temperaturas.

Referencias:

- Berra, D. (1989). Una epifita de la borraja (*Borago officinalis* L.): El carbón *Entyloma serotinum*. Boletín de Sanidad Vegetal, Plagas 15: 215-223.
- Berra Lertxundi, D.(1996). Fichas de diagnóstico en laboratorio de organismos nocivos de los vegetales. Ficha 38. MAPA. Madrid.
- Mordue, J. E. M. (1988). *Entyloma serotinum*. CMI Descriptions of Fungi and Bacteria n° 962.
- Zundel, G.L. (1953). The Ustilaginales of the world. The Pennsylvania State College School of Agriculture. USA 410 pp.

***Epichloë baconii* White [Anamorfo *Acremonium typhinum* var. *bulliforme* White]**

Estrangulamiento de espigas

Taxonomía: Reino Fungi, Filo Ascomycota (División Eumycota, Subdivisión Ascomycotina, Clase Pyrenomycetes).

Descripción: Teleomorfo: ascostroma cilíndrico, de 2-4 cm, que rodea la vaina foliar y el primordio de la inflorescencia en los tallos del huésped impidiendo el desarrollo de la espiga, de color blanco al principio, que pasa a ser de color amarillo o anaranjado con el desarrollo de los peritecios. Peritecios piriformes, de cuello corto. Ascosporas hialinas, filamentosas y multiseptadas. Antes de su eyección, las ascosporas se desarticulan para formar esporas fragmentadas cilíndricas con un solo septo. Anamorfo: conidióforos rectos acabados en punta. Conidios reniformes o en forma de media luna, de 4,4-5,0 x 1,75-2 μm .

Huéspedes: *Agrostis castellana*, *A. stolonifera*, *A. capillaris* y *A. tenuis*.

Sintomatología: Provoca el estrangulamiento de las espigas en plantas del género *Agrostis*, por medio de estromas en todos sus tallos, lo que conlleva la completa esterilización de la planta durante su ciclo reproductivo. El micelio coloniza de manera asintomática el espacio intercelular de hojas y vainas foliares.

Referencias:

- Romo Vaquero, M., Vázquez de Aldana, B.R., García Ciudad, A., García Criado, B., Zabalgoeazcoa, I. (2003). First report of choke disease caused by *Epichloë baconii* in the *Agrostis castellana*. Plant Disease 87: 314.

Epichloë clarkii White

Estrangulamiento de espigas

Taxonomía: Reino Fungi, Filo Ascomycota (División Eumycota, Subdivisión Ascomycotina, Clase Pyrenomycetes).

Descripción: Teleomorfo: ascostroma cilíndrico, de 3-7 cm. Ascosporas filamentosas, que se desarticulan en esporas fragmentadas con forma de lanza. Anamorfo: conidióforos rectos, con forma de fiálida. Conidias unicelulares, reniformes, de 4-6 μ m de longitud.

Huéspedes: *Holcus lanatus*.

Sintomatología: Provoca el estrangulamiento de las espigas en la especie *Holcus lanatus*. Los ascostromas formados por el hongo impiden la emergencia de las espigas, esterilizando todos o casi todos los tallos reproductivos de la planta infectada. El micelio coloniza de manera asintomática el espacio intercelular de hojas y vainas foliares.

Referencias:

- Zabalgogeoazcoa, I., Vázquez de Aldana, B.R., García Ciudad, A., García Criado, B. (2003). Fungal endophytes in grasses from semi-arid permanent grassland of western Spain. *Grass and Forage Sciences* 58: 94-97.

***Epichloë festucae* (Leuchtmann, Schardl & Siegel) Estrangulamiento del tallo**

Taxonomía: Reino Fungi, Filo Ascomycota (División Eumycota, Subdivisión Ascomycotina, Clase Pyrenomycetes).

Descripción: Teleomorfo: ascostroma cilíndrico, de 2-3 cm, que rodea la vaina foliar y el primordio de la inflorescencia en los tallos del huésped, de color blanco al principio, que pasa a ser amarillo o naranja tras la fertilización y formación de los peritecios. Ascosporas hialinas, filamentosas, de 250-390 μm de longitud, que se desarticulan para formar esporas fragmentadas con forma de lanza. Anamorfo: conidióforos hialinos, rectos con forma de fiálida. Conidias reniformes, de 4-6 μm de longitud.

Huéspedes: *Festuca rubra*, *F. ampla*, *Lolium perenne*.

Sintomatología: Provoca el estrangulamiento del tallo. Ocasionalmente en algún tallo del huésped se forma un ascostroma que impide el desarrollo de la espiga. En la mayoría de los casos las plantas infectadas no muestran síntomas, pero contienen diversos alcaloides tóxicos para herbívoros. El micelio coloniza de manera asintomática el espacio intercelular de hojas y vainas foliares. El hongo se transmite por semilla.

Referencias:

- Arroyo, R., Martínez Zapater, J.M., García Criado, B., Zabalgozcoa, I. (2002). The genetic structure of natural populations of the fungal endophyte *Epichloë festucae*. *Molecular Ecology* 11: 355-364.
- Zabalgozcoa, I., Vázquez de Aldana, B.R., García Criado, B., García Ciudad, A. (1999). The infection of *Festuca rubra* by the endophyte *Epichloë festucae* in Mediterranean permanent grasslands. *Grass and Forage Sciences* 54: 91-95.
- Zabalgozcoa, I., García Criado, B., Bony, S. (2002). Identification of the fungal endophyte *Epichloë festucae* in the fine fescue *Festuca ampla*. *Plant Disease* 86: 1272.

***Epichloë typhina* (Pers. ex Fr.) Tul.**
[Anamorfo: *Sphacelia typhina* Sacc]
Huso o moho

Sinónimos: del teleomorfo: *Typhodium typhinum* (Pers.:Fr.) Seaver. Del anamorfo: *Acremonium typhinum* Morgan-Jones & Gams

Taxonomía: Reino Fungi, Filo Ascomycota (División Eumycota, Subdivisión Ascomycotina, Clase Pyrenomycetes).

Descripción: Teleomorfo: peritecios con ostiolos prominentes, que contienen ascas cilíndricas y muy alargadas (100-200 x 6-10 μm), cada una con ocho ascosporas filiformes, casi tan largas como las ascas y septadas a intervalos de 8-12 μm . Anamorfo: conidióforos cortos que portan conidias unicelulares, hialinas y ovales, de 3-9 x 1-2 μm .

Huéspedes: Varias gramíneas pratenses de los géneros *Agropyron*, *Agrostis*, *Alopecurus*, *Dactylis*, *Festuca*, *Holcus*, *Phleum* y *Poa*, siendo el dactilo y la festuca cultivada las más afectadas.

Sintomatología: Estromas blanquecinos (anamorfo) que al principio envuelven el tallo por debajo del último nudo y que, posteriormente, engrosan, se endurecen y adquieren una tonalidad anaranjada y esponjosa (teleomorfo) e impiden el desarrollo normal de la inflorescencia. Una vez que los estromas maduran, son objeto de ataques de hongos hiperparásitos y larvas de dípteros. Los daños no son graves, pero sí tienen importancia en el caso de campos para la producción de semilla.

Referencias:

- Booth, C., O'Rourke, C.J. (1973). *Epichloë typhina*. CMI Descriptions of Pathogenic Fungi and Bacteria n° 639.
- Collar Urquijo, J. (1999). *Epichloë typhina* (Pers. ex Fr.) Tul. Huso o moho. Fichas de diagnóstico en laboratorio de organismos nocivos de los vegetales. Ficha 119. MAPA. Madrid.

***Erysiphe betae* Vañha Weltzien**
[Anamorfo: *Oidium erysiphoides* Fr.]
Oidio

Sinónimos: Del teleomorfo: *E. polygona* D.C., *Microsphaera betae* Vañha, *E. communis* (Wallr.), *E. communis* f. *betae* (Vañha) Jacz.

Taxonomía: Reino Fungi, Filo Ascomycota (División Eumycota, Subdivisión Ascomycotina, Clase Pyrenomycetes)

Descripción: Teleomorfo: cleistotecios de 80-120 µm de diámetro, solitarios o en pequeños grupos, que contienen 3-8 ascas cada uno. Ascas de 50-70 x 30-50 µm, con un número variable de ascosporas, entre 3 y 5. Ascosporas hialinas y elípticas, que miden 18-30 x 12-19 µm. Anamorfo: conidióforos simples, sobre los que se encuentran las conidias, dispuestas en cadenas cortas, de forma elíptica a cilíndrica y que miden 30-50 x 15-20 µm.

Huéspedes: Remolacha y acelga.

Sintomatología: El micelio es externo y se desarrolla en la superficie de las hojas. Los primeros síntomas son pequeñas manchas blancas aterciopeladas dispersas en forma de estrella. Posteriormente, estas manchas se vuelven pulverulentas y se espesan, y las hojas se recubren de un polvo blanquecino de aspecto harinoso.

Referencias:

- Domínguez García-Tejero, F. (1951). Distribución en España de las plagas y enfermedades de la remolacha. *Boletín Patología Vegetal y Entomología Agrícola* 18: 181-204.
- Kapoor, J. N. (1967). *Erysiphe betae*. CMI Descriptions of Pathogenic Fungi and Bacteria n° 151.
- Pérez de Algaba, A., García Benavides, P. (1996). *Erysiphe betae* Vañha Weltzien Oidio. Fichas de diagnóstico en laboratorio de organismos nocivos de los vegetales. Ficha 39. MAPA. Madrid.
- Smith, J.M., Dunez, J., Lelliott, R.A., Phillips, D.H., Archer, S.A. (1992). Manual de enfermedades de las plantas, Ed. Mundi-Prensa.

***Erysiphe euonymi-japonici* (Viennot-Bourgin) U. Braun & S. Takam. [Anamorfo: *Oidium euonymi-japonici* E. S. Salmon]**
Oidio del evónimo

Sinónimos: Del teleomorfo: *Microsphaera euonymi-japonici* Viennot-Bourgin.

Taxonomía: Reino Fungi, Filo Ascomycota (División Eumycota, Subdivisión Ascomycotina, Clase Pyrenomycetes).

Descripción: Teleomorfo: cleistotecios globosos, de 100-144 µm de diámetro. Anamorfo: micelio externo que se nutre de la planta por medio de haustorios. Sobre él se forman conidióforos erguidos, sobre los que se produce un gran número de conidias elípticas que miden 30-38 x 13-14 µm.

Huéspedes: Evónimo del Japón.

Sintomatología: Aparecen manchas blancas redondas sobre las hojas, que luego se cubren de polvo blanco, dejando el limbo con aspecto clorótico. También ataca las yemas y las inflorescencias, aunque en menor medida.

Referencias:

- Domínguez García-Tejero, F. (1993). Plagas y enfermedades de las plantas cultivadas. 9ª Edición. Ediciones Mundi-Prensa. Madrid.

***Erysiphe necator* Schwein [Anamorfo: *Oidium tuckeri* Berck.]** **Oidio de la vid**

Sinónimos: Del teleomorfo: *Uncinula necator* (Schwein.) Burril, *U. americana* Howe, *U. spiralis* Berk. & Curt., *U. subfusca* Berk. & Curt.

Taxonomía: Reino Fungi, Filo Ascomycota (División Eumycota, Subdivisión Ascomycotina, Clase Pyrenomycetes).

Descripción: Teleomorfo: cleistotecios globosos, algo aplastados, de 84-105 µm de diámetro, con fulcros insertados ecuatorialmente, con extremos más o menos helicoidales en la madurez. Ascas en número de 4-6 por cleistotecio, de 50-60 x 25-40 µm. Ascosporas ovales a cilíndricas de 15-25 x 10-14 µm. Anamorfo: micelio externo a los tejidos, semipersistente, muy delgado. Conidias de 32-39 x 17-21 µm, elipsoides a cilíndricas, en cadenas largas.

Huéspedes: Vid.

Sintomatología: Enaniza los pámpanos jóvenes, que quedan blancos. En hojas y brotes vegetativos aparecen los signos de oidio. La epidermis de los frutos se cubre de necrosis pardas, apareciendo el agrietamiento si el ataque se da cuando el fruto no ha alcanzado su tamaño definitivo.

Referencias:

- Kapor, J. N. (1967). *Uncinula necator*. CMI Descriptions of Pathogenic Fungi and Bacteria N° 160.
- Ocete, R., Lara, M., Pérez, M.A., Romero, M., Pérez, J. (1996). Prospección del estado sanitario de poblaciones de *Vitis vinifera silvestris* (Gmelin) Hegi situadas en el entorno del Parque Nacional de Doñana (Huelva-Cádiz) y en el Parque Natural 'Sierra Norte' (Sevilla). Boletín de Sanidad Vegetal Plagas 22: 433-441.
- Pérez de Obanos, J. J. (2004) Oidio (*Uncinula necator* Burr.). En “Anónimo: Los parásitos de la vid. Estrategias de protección razonada: 196-201” Edit MAPA-Mundi-Prensa. 391pp.
- Ruiz Castro, A. (1950). La lucha contra las enfermedades del viñedo en España. Boletín Patología Vegetal y Entomología Agrícola 18: 243-280.

***Erysiphe vanbruntiana* var. *sambuci-racemosae* (U. Braun) U.
Braun & S. Takam.
Oidio**

Sinónimos: *Microsphaera vanbruntiana* var. *sambuci-racemosae* U. Braun.

Taxonomía: Reino Fungi, Filo Ascomycota (División Eumycota, Subdivisión Ascomycotina, Clase Pyrenomycetes).

Descripción: Cleistotecios hipofilos, muy abundantes y densos, de 104-155 µm de diámetro y con muchos apéndices. Las ascas, 3-7 en cada ascocarpo, contienen 4-6 ascosporas elipsoides o subglobosas de 20-27 x 11-14 µm.

Huéspedes: Saúco rojo.

Sintomatología: Causa oidio en las hojas del árbol del saúco rojo. En general, el micelio no es muy aparente.

Referencias:

- Durrieu, G. (1995). A *Microsphaera* on red elder (*Sambucus racemosa*) in western Europe. *Mycological Research* 99: 323-324.
- Durrieu, G. (1996). Invasión de *Microsphaera vanbruntiana* var. *sambuci-racemosae* parasite de *Sambucus racemosa* en France et en Espagne. *Cryptogamie, Mycologie* 17: 1-5.

***Eutypa lata* (Pers) Tul & C.Tul [Anamorfo:
Libertella blepharis A.SM.]**
Apoplejía del albaricoquero, Eutipiosis de la vid

Sinónimos: Del teleomorfo: *Eutypa armeniaceae* Hansf. & Carter y diversas especies de los géneros *Cryptosphaeria*, *Diatrype*, *Eutypa*, *Sphaeria* y *Valsa*. Del anamorfo: *Cytosporina lata* Hönel, *C. ribis* Magnus, *C. rubescens* Fr., *Phomopsis ribis* (Magnus) Grove.

Taxonomía: Reino Fungi, Filo Ascomycota (División Eumycota, Subdivisión Ascomycotina, Clase Pyrenomycetes).

Descripción: Teleomorfo: peritecios inmersos en el estroma, con un ostiolo polar erumpente. Ascas unitunicadas y alargadas, con un poro apical. Ascosporas alantoides, más o menos pardas y miden 7-11 x 1,5-2 µm. La forma sobre albaricoque se consideró *E. armeniaceae* Hansf. & Carter, pero ya no parece justificado el considerarla una especie aparte. Anamorfo: picnidios inmersos en el estroma, de hasta 2 mm. Conidióforos pequeños, ramificados, erectos y llevan conidias filiformes y curvadas de 25-40 x 1-1,5 µm.

Huéspedes: Albaricoquero, vid.

Sintomatología: En albaricoquero, donde causa apoplejía o gomosis, provoca la marchitez súbita de hojas de ramas individuales en verano, madurando sus frutos antes y muriendo las ramas antes del final de la estación. De la porción afectada exudan gomas. En la vid, donde provoca excoriosis o muerte de brazos, se producen chancros desde las heridas de podas viejas y a través de los pámpanos más débiles. Éstos últimos darán hojas a menudo empardecidas y deformadas y el número y tamaño de racimos es menor.

Referencias:

- Carter, M.V., Moller, W.J. (1974). *Eutypa* canker of apricot in Spain. *Plant Disease* 58: 441-443.
- Carter, M.V., Talbot, P. H. B. (1974). *Eutypa armeniaceae*. CMI Descriptions of Pathogenic Fungi and Bacteria N° 436.
- Commonwealth Mycological Institute (CMI). (1996). Distribution of *Eutypa lata* (Pers) Tul & C. Tul. CMI Map 385, 4th. Edition.

- García-Jiménez, J., Armegol, J., Beltrán, R., Giménez-Jaime, A., Vicent, A. (2004). Enfermedades fúngicas de madera. En “Los parásitos de la vid. Estrategias de protección razonada”. 5ª edición: 221-228. MAPA- Mundi-Prensa.
- Mateo-Sagasta, E. (2000). *Eutypa lata* en frutales de hueso. En “Montesinos *et al.* (edit.) Enfermedades de los frutales de pepita y de hueso: 74 “. SEF- Mundi-Prensa. 147 pp.
- Santiago Merino, R. (1996). *Eutypa lata* (Pers.) Tul. & C. Tul. Eutipiosis de la vid. Fichas de diagnóstico en laboratorio de organismos nocivos de los vegetales. Ficha 41. MAPA.

Exobasidium japonicum Shirai Agallas

Sinónimos: *Exobasidium vacinii* var. *japonicum* McNabb.

Taxonomía: Reino Fungi, Filo Basidiomycota (División Eumycota, Subdivisión Basidiomycotina, Clase Hymenomycetes).

Descripción: En una preparación al microscopio óptico de la epidermis celular con esporulación externa se observan fácilmente las basidiosporas, rectas o curvadas, generalmente geniculadas, con un tabique y de 12-20 x 3-4,5 μm . En medio de cultivo y sobre las agallas, a partir del micelio se pueden formar conidias algo fusiformes o en forma de acícula de 5-25 x 1-3 μm .

Huéspedes: Ericáceas, azaleas y rododendros, hortícolas y plantas silvestres.

Sintomatología: Forma agallas en flores y hojas que causan graves daños, especialmente en plantas de invernadero con temperaturas templadas y abundante humedad. Las agallas pueden llegar a medir entre 2,5 y 5 cm y son de color verde o rosado, según la cepa. Posteriormente se recubren de micelio aterciopelado blanco que acaba oscureciéndose.

Referencias:

- Booth, C. (1983). *Exobasidium japonicum*. CMI Descriptions of Pathogenic Fungi and Bacteria n° 780.
- Montón Romans, C. (1996). *Exobasidium japonicum* Shirai. Agallas. Fichas de diagnóstico en laboratorio de organismos nocivos de los vegetales. Ficha 42. MAPA. Madrid.

***Exobasidium rhododendri* (Fuckel) C. E. Cramer**

Sinónimos: *E. vaccinii* f. *rhododendri* (C. E. Cramer) W. Voss, *E. vaccinii* var. *rhododendri* Fuckel.

Taxonomía: Reino Fungi, Filo Basidiomycota (División Eumycota, Subdivisión Basidiomycotyna, Clase Basidiomycetes).

Descripción: Carpóforo de 1-4 cm, carne esponjosa, forma globosa e irregular, con manchas blancas, rojas o verdes. Himenio veloso y blanco, esporas hialinas.

Huéspedes: *Rhododendron ferrugineum*. Es especialmente frecuente en distintas especies de la familia de las Ericáceas.

Sintomatología: Presencia de abolladuras anuales en las hojas, debidas a hipertrofias e hiperplasias del tejido foliar. Estas malformaciones de las hojas recuerdan a las agallas producidas por insectos chupadores. Tienen consistencia carnosa, color blanco y superficie aterciopelada o pulverulenta. La abolladura termina adoptando un color pardo, mientras que la infección se va extendiendo hacia el tejido tierno del tallo y de las yemas. Se produce una muerte precoz de las hojas infectadas.

Referencias:

- Muñoz López, C., Pérez Fortea, V., Cobos Suárez, P., Hernández Alonso, R., Sánchez Peña, G. (2003). Sanidad Forestal. Guía en imágenes de plagas, enfermedades y otros agentes presentes en los montes. Ed. Mundi-Prensa, Madrid, 576 pp.

Fomitiporia mediterranea M. Fischer

Taxonomía: Reino Fungi, Filo Basidiomycota (División Eumycota, Subdivisión Basidiomycotina, Clase Hymenomycetes).

Descripción: Especie fúngica tradicionalmente asociada a la “yesca” de la vid. Ha existido mucha confusión acerca de la denominación correcta de este hongo, habiéndose ubicado en los géneros *Fomes* y *Phellinus*. No tenemos conocimiento de que su identificación exhaustiva haya sido abordada hasta el momento en España. En otros países ha sido ubicado últimamente dentro del género *Fomitiporia* como *F. punctata*, aunque investigaciones más recientes llevadas a cabo por Fischer y Binder (2004) con aislados de vid de otros países europeos, así como de aislados españoles (comunicación personal), señalan que la especie que afecta a vid es *F. mediterranea*.

La descripción de esta especie es la siguiente: cuerpos fructíferos resupinados, duros, de más de 15 mm de grosor, con margen delgado de color marrón amarillento. Poros circulares, en número de 5-8 por mm. Tabiques sin “clamp connections”. Esporas elipsoidales a subglobosas, hialinas, de pared gruesa, lisas, de 5,5-7,5 x 4,5-6,5 μm .

Huéspedes: Vid (*Vitis vinifera*).

Sintomatología: Podredumbre esponjosa en la madera de vid con descomposición interna de la madera. Este hongo se ha asociado con síntomas de yesca de la madera de vid (podredumbre esponjosa, necrosis internervial de hojas, apoplejías).

Referencias:

- Armengol, J., Vicent, A., Torné, L., García Figueres, F., García Jiménez, J. (2001). Hongos asociados a decaimientos y afecciones de madera en vid en diversas zonas españolas. *Boletín de Sanidad Vegetal, Plagas* 27: 137-153.
- Fischer, M. (2002). A new wood-decaying basidiomycete species associated with esca of grapevine: *Fomitiporia mediterranea* (Hymenochaetales). *Mycological Progress* 1: 315-324.
- Fischer, M., Binder, M. (2004). Species recognition, geographic distribution and host-pathogen relationships: a case study in a group of lignicolous basidiomycetes, *Phellinus* s. l. *Mycologia* 96: 799-811.
- García-Jiménez, J., Armengol, J., Beltrán, R., Jiménez-Jaime, A., Vicent, A. (2004). Enfermedades fúngicas de madera. En “Los parásitos de la vid. Estrategias de protección integrada”: 221-228. Ed. MAPA-Mundi-Prensa. 391 pp.
- Redondo, C., Tello, M.L., Avila, A., Mateo Sagasta, E. (2001). Spatial distribution of symptomatic grapevines with esca disease in Madrid region (Spain) (*Vitis vinifera* L.) *Phytopathologia Mediterranea* 40, Supplement: S439-S442.

***Fomitopsis pinicola* (Swart: Fr.) P. Karsten**

Pudrición parda

Sinónimos: *Ungulina marginata* (Fr.) Pat., *Fomes pinicola* (Sw) Fr. y 44 más.

Taxonomía: Reino Fungi, Filo Basidiomycota (División Eumycota, Subdivisión Basidiomycotyna, Clase Basidiomycetes).

Descripción: Carpóforos en forma de repisas regulares o irregulares, de 80-300 (500) mm de ancho, gruesas (30-100 mm), leñosas; superficie superior marcada en zonas concéntricas, alternando de color café rojizo o gris en los ejemplares jóvenes, en los adultos uniformemente gris café a gris negruzco, opaca y no pegajosa; margen café anaranjado y resinoso. Superficie inferior con poros muy pequeños, color blanquecino a amarillento, se manchan de color café rojizo con el maltrato.

Huéspedes: Polífago, sobre diversas frondosas y resinosas, aunque es más frecuente sobre estas últimas. Algunos autores consideran una cierta especialización parasitaria con formas diferentes entre frondosas y coníferas.

Sintomatología: Los primeros pasos de la pudrición se caracterizan por una tonalidad amarillo pálida a parda de la madera; en ocasiones aparecen coloraciones pardo-rojizas. Con frecuencia la madera aparece fracturada en secciones cúbicas y las piezas se mantienen juntas por gruesos fieltros de micelio blancuzco. Finalmente, la madera aparece completamente disgregada. El hongo es capaz de producir corazón rojo en árboles vivos. Es muy importante como destructor de la madera en árboles muertos por otros agentes.

Referencias:

- Muñoz López, C., Pérez Fortea, V., Cobos Suárez, P., Hernández Alonso, R., Sánchez Peña, G. (2003). Sanidad Forestal. Guía en imágenes de plagas, enfermedades y otros agentes presentes en los montes. Ed. Mundi-Prensa, Madrid, 576 pp.

***Fulvia fulva* (Cooke) Cif. Cladosporiosis del tomate**

Sinónimos: *Cladosporium fulvum* Cooke.

Taxonomía: Reino Fungi, Hongos mitosporicos (División Eumycota, Subdivisión Deuteromycotina, Clase Hyphomycetes).

Descripción: Conidióforos con dilataciones nudosas en un solo lado, que se pueden desarrollar como ramas cortas laterales. Producen conidias de 16-40 x 5-7 µm, cilíndricas o elipsoides, de superficie lisa, rectas o algo curvadas, en cadenas normalmente ramificadas y de color verde oliva a pardo.

Huéspedes: Tomate.

Sintomatología: Manchas de color amarillo pálido sobre el haz de las hojas. En el envés el micelio pasa de gris pálido a gris oscuro o pardo cuando empieza la esporulación. Las hojas muy infectadas toman coloraciones pardas y caen.

Referencias:

- Berra, D., Laucirica, M. (1999). *Fulvia fulva* (Cooke) Cif. Cladosporiosis del tomate. Fichas de diagnóstico en laboratorio de organismos nocivos de los vegetales. Ficha 121. MAPA.
- Commonwealth Mycological Institute. (CMI). (1969). Distribution of *Cladosporium fulvum* Cooke. CMI Map 77, 4th. Edition.
- Holliday, P., Mulder, J. L. (1970). *Fulvia fulva*. CMI Descriptions of Pathogenic Fungi and Bacteria n° 487.
- Laboratorio de Criptogamia. (1941). Informe del trabajo llevado a cabo por la Estación de Fitopatología de La Coruña durante 1939-40. Publicación Estación Fitopatología Agrícola de La Coruña 14: 35 pp.

***Fusarium arthrosporioides* Sherbakoff**

Taxonomía: Reino Fungi, Hongos Mitospóricos (División Eumycota, Subdivisión Deuteromycotina, Clase Hyphomycetes).

Descripción: Forma conidióforos que emergen en grupos, son septados y con 3-4 ramificaciones terminales en las que se forman 2-3 fiálidas en el ápice. Las macroconidias, fusoides a lanceoladas, con 3-5 septos, apuntadas en la extremidad distal y con un apéndice característico en la basal, miden 22-55 x 3,7-6 μm . Las microconidias son piriformes u ovals, miden 7,5-11 x 3-4 μm y se forman en fiálidas simples que se desarrollan lateralmente en el micelio aéreo. No se han observado clamidosporas.

Huéspedes: Platanera.

Sintomatología: Ataca junto a *Fusarium oxysporium* f.sp. *cubense*, que produce la enfermedad de Panamá.

Referencias

- Blesa, A.C., Morales, D., López, I. (1979). Contribución al estudio de la micoflora de los suelos de plataneras canaria. I. El genero *Fusarium*. Fruits 34: 585-597.

Fusarium culmorum (W.G.Sm.) Sacc.

Taxonomía: Reino Fungi, Hongos Mitospóricos (División Eumycota, Subdivisión Deuteromycotina, Clase Hyphomycetes).

Descripción: Forma macroconidias curvadas, con 3-5 septos, fusoides y con la célula apical constreñida en su centro; miden 26-40 x 4-6 µm y se producen en monofiálicas sobre micelio de crecimiento muy rápido de color amarillo rojizo. No tiene microconidias. Las clamidosporas, principalmente intercalares, son ovales y de color pardo.

Huéspedes: Arroz, cebada, maíz, melón, remolacha, trigo.

Sintomatología: Penetra en las plantas muy jóvenes por el hipocotilo o las raíces, destruyéndolas. En plantas adultas ataca la base del tallo causando marchiteces prematuras, pardeamientos y secas de la planta. Puede afectar a la formación fructífera en cereales y producir podredumbres en almacén de manzanas y remolacha. Causa podredumbre del cuello en el trigo.

Referencias:

- Commonwealth Mycological Institute (CMI). (1968). Distribution of *Fusarium culmorum* (W.G. Smith) Sacc. CMI Map 440, 1st. Edition.
- Marín, J.P. (1985). Micosis del trigo en Andalucía Occidental. Anales del Instituto Nacional de Investigaciones Agrarias, Agrícola 7: 382-386.
- Marín, J.P. (1986). Hongos asociados con el Mal del Pie del trigo en Andalucía Occidental. Investigación Agraria, Producción y Protección Vegetales 1: 409-431.
- Marín, J.P., Segarra, J., Almacellas, J. (1992). Enfermedades de los cereales en Cataluña en 1988-90. Investigación Agraria, Producción y Protección Vegetales 7: 261-275.
- Marín-Sánchez, J.P., Jiménez-Díaz, R.M. (1982). Two new *Fusarium* species infecting rice in southern Spain. Plant Disease 66: 332-334.
- Segarra, J., Marín, J.P., Almacellas, J. (1993). Micosis de la cebada en Cataluña durante el periodo 1988-90. Investigación Agraria, Producción y Protección Vegetales 8: 457-467.
- Tello, J.C., Bernao, A., Fernández, E., Imedio, D. (1986). Notas sobre la micosis del melón en La Mancha. ITEA Producción Vegetal 63: 45-60.

***Fusarium oxysporum* Schlecht.: Fr. f. sp. *basilici*
Tamietti & Matta**

Taxonomía: Reino Fungi, Hongos Mitospóricos (División Eumycota, Subdivisión Deuteromycotina, Clase Hyphomycetes).

Descripción: El micelio aéreo al principio es blanco y el centro cambia de color pasando por distintos tonos, desde violeta a morado oscuro. Las microconidias, siempre presentes, son oval-elipsoides, mono o bicelulares y se forman en fiálidas cortas no ramificadas. Las macroconidias, normalmente 3-5 septadas, son fusoides, ligeramente curvadas, se forman al principio en fiálidas individuales y luego en esporodoquios. Las clamidosporas son solitarias o agrupadas en cadenas cortas.

Huéspedes: Albahaca (*Ocimum basilicum* L.).

Sintomatología: Clorosis y marchitez en los extremos apicales, marchitez y necrosis de hojas y peciolo, disminución en el crecimiento, aparición de estrías negras longitudinales a lo largo de tallos y peciolo, decoloración y necrosis del xilema. Los síntomas empiezan a desarrollarse en el ápice de la planta y progresivamente se van extendiendo hasta la base de la misma.

Referencias:

- Guirado Moya, M.L, Gómez Vázquez, J., Blanco Prieto, R., Tello-Marquina, J.C. (2002). First report of *Fusarium oxysporum* f. sp. *basilici* in sweet basil cultivation in Spain. Plant Disease 86: 1402.

Fusarium oxysporum* f. sp. *canariensis

Taxonomía: Reino Fungi, Hongos Mitospóricos (División Eumycota, Subdivisión Deuteromycotina, Clase Hyphomycetes).

Descripción: Ver *F. oxysporum* f. sp. *basilici*

Huéspedes: *Phoenix canariensis* y *P. dactylifera*.

Sintomatología: Oscurecimiento y necrosis de los tejidos vasculares de la raíz, coloración rojiza a la altura del cuello, manchas longitudinales a lo largo del raquis y seca unilateral de hojas.

Referencias:

- Abad, P., Armengol, J., Olmo, D., García-Jiménez, J. (2002). Detección mediante PCR de *Fusarium oxysporum* f. sp. *canariensis* en palmera canaria. *Phytoma España* 138: 94-96.
- Olmo, D., Abad, P., Armengol, J., García-Jiménez, J. (2001). Molecular identification of *Fusarium oxysporum* f. sp. *canariensis* on *Phoenix canariensis* in Spain. Proceedings of XI Congress of the Mediterranean Phytopathological Union: 168-169. Evora, Portugal.

***Fusarium oxysporum* f. sp. *ciceris* (Padwick) Matuo & Sato**
Fusariosis vascular del garbanzo

Taxonomía: Reino Fungi, Hongos Mitospóricos (División Eumycota, Subdivisión Deuteromycotina, Clase Hyphomycetes)

Descripción: Ver *F. oxysporum* f. sp. *basilici*.

Huéspedes: Garbanzo.

Sintomatología: Comienza mostrándose en las hojas más viejas, como aclarado de venas leve y clorosis de la lámina, síntomas que posteriormente se trasladan a las hojas jóvenes. En el tallo se forman estrías longitudinales necróticas.

Referencias:

- Casas, A.T., Jiménez-Díaz, R.M. (1981). Occurrence and etiology of chickpea 'wilt complex' in southern Spain. *International Chickpea Newsletter* 5: 10-11.
- Jiménez-Díaz, R.M. (1994). La fusariosis vascular del garbanzo causada por *Fusarium oxysporium* f. sp. *ciceris*: quince años de investigación en España. *Investigación Agraria, Producción y Protección Vegetales*. Fuera de serie 2: 285-294.
- Jiménez-Díaz, R.M., Trapero Casas, A., Cabrera de la Colina, J. (1989). Races of *Fusarium oxysporum* f. sp. *ciceri* infecting chickpeas in southern Spain. *NATO ASI Cell Biology* 28: 515-520.
- Trapero-Casas, A., Jiménez-Díaz, R.M. (1985). Fungal wilt and root diseases of chickpea in southern Spain. *Phytopathology* 75: 1146-1151.

***Fusarium oxysporum* f. sp. *cupense* (E.F. Smith)
Snyder & Hansen
Mal de Panamá**

Taxonomía: Reino Fungi, Hongos Mitospóricos (División Eumycota, Subdivisión Deuteromycotina, Clase Hyphomycetes).

Descripción: Ver *F. oxysporum* f. sp. *basilici*.

Huéspedes: Platanera.

Sintomatología: Los síntomas son variables, generalmente causa el marchitamiento de la planta.

Referencias:

- Álvarez, C.E., García, V., Robles, J., Díaz, A. (1981). Influence des caractéristiques du sol sur l'incidence de la maladie de Panama. *Fruits* 36: 71-81.
- Blesa, A.C., Morales, D., López, I. (1979). Contribución al estudio de la micoflora de los suelos de platanera canaria. I. El género *Fusarium*. *Fruits* 34: 585-597.
- Commonwealth Mycological Institute (CMI). (1966). Distribution of *Fusarium oxysporum* Schlecht. CMI Map 31, 3rd. Edition.
- Charpentier, J.M. (1976). La culture bananière aux îles Canaries. *Fruits* 31: 569-585.
- García, V. (1977). État actuel des études de nutrition et fertilité en culture bananière à Tenerife. *Fruits* 32: 15-23.
- Holmes, E. (1930). The Canary banana. Banana cultivation in the Canaries. *Tropical Agriculture* 6: 320-325.

***Fusarium oxysporum* f. sp. *dianthi* (Prill.& Delacr.)
Snyder & Hansen
Fusariosis vascular del clavel**

Taxonomía: Reino Fungi, Hongos Mitospóricos (División Eumycota, Subdivisión Deuteromycotina, Clase Hyphomycetes).

Descripción: Ver *F. oxysporum* f. sp. *basilici*.

Huéspedes: Clavel.

Sintomatología: Comienza perdiendo color en las hojas basales para luego marchitarse. La infección se extiende hacia la parte superior, normalmente en un solo lado de la planta, causando el rizado de los tallos. Puede llegar a marchitar la planta entera.

Referencias:

- Basallote-Ureba, M.J., Melero-Vara, J.M., López-Herrera, C.J. López-Rodríguez, M., Prados-Ligero, A. M. (2005). Utilización de enmiendas orgánicas y cultivo hidropónico en el control de la fusariosis del clavel. 42 pp. Consejería de Agricultura y Pesca. Junta de Andalucía, Sevilla.
- Prados, A.M., Basallote, M.J., López-Herera, C.J., Villamar, L.P., López, M., González, L., Melero, J.M. (2004). El uso de compost en el control de la Fusariosis vascular del clavel. Res. XII Congreso de la Sociedad Española de Fitopatología. Lloret de Mar (Gerona) 162.
- Prados-Ligero, A.M., Melero-Vara, J.M., Basallote-Ureba, M.J. (2003). Evaluation of levels of resistance to *Fusarium oxysporum* f. sp. *dianthi* in a set of cultivars of carnation. Proc. 8th Internatinal Congress of Plant Pathology: 363. Cristchurch (New Zealand)
- Tello Marquina, J.C., Lacasa Plasencia, A. (1990). *Fusarium oxysporum* en los cultivos intensivos del litoral mediterráneo de España. Fases parasitarias (fusariosis vasculares del tomate y del clavel) y no parasitaria. Boletín de Sanidad Vegetal. Fuera de Serie 19: 190 pp.
- Trillas-Gay, M.I., Araus, J.L. (1993). Effects of *Fusarium oxysporum* culture filtrates on carnation callus cell ultrastructure and cytoplasmic calcium distribution. Plant Pathology 43: 231-241.

***Fusarium oxysporum* f. sp. *gladioli* (Mas.) Snyder & Hansen** **Fusariosis del gladiolo**

Taxonomía: Reino Fungi, Hongos Mitospóricos (División Eumycota, Subdivisión Deuteromycotina, Clase Hyphomycetes).

Descripción: Ver *F. oxysporum* f. sp. *basilici*.

Huéspedes: Gladiolo.

Sintomatología: Sobre bulbos produce podredumbre, cerca de la base o en la misma base del bulbo, de coloración marrón claro, poco visible al principio y que después evoluciona a marrón oscuro o negro, con una textura escamosa cuando el bulbo se seca. Estos síntomas en almacén evolucionan hasta la "momificación" del bulbo, de textura esponjosa y dura, muy similar a la "podredumbre seca" de la patata. Sobre el follaje puede provocar marchitez y amarilleamiento de hojas, hasta acabar desecándose. También es frecuente la aparición de "astas de toro", hojas que en sus primeros estadios de desarrollo se curvan tomando el aspecto de cuerno. Las plantas afectadas destacan claramente del resto por su forma y su tamaño, que queda raquíptico; no suelen producir vara floral.

Referencias:

- García-Jiménez, J., Alfaro-García, A. (1985). Inspección fitosanitaria del bulbo de gladiolo: Estudio básico. Boletín del Servicio de Defensa contra Plagas e Inspección Fitopatológica. Fuera de serie 3. 71 pp.

***Fusarium oxysporum* f. sp. *lycopersici* (Sacc.) Snyder & Hansen**

Fusariosis vascular del tomate

Taxonomía: Reino Fungi, Hongos Mitospóricos (División Eumycota, Subdivisión Deuteromycotina, Clase Hyphomycetes).

Descripción: Ver *F. oxysporum* f. sp. *basilici*.

Huéspedes: Tomate.

Sintomatología: Causa la inclinación hacia abajo de los peciolo. Las hojas, empezando por las más viejas, amarillean y mueren. Puede afectar a ramas aisladas de una planta.

Referencias:

- Carbonell, C., Cifuentes, D., Tello, J., Cenis, J.L. (1994). Diferenciación de *Fusarium oxysporum* f.sp. *lycopersici* y *F. oxysporum* f.sp. *radicis-lycopersici* y su detección en planta mediante marcadores RAPD. Boletín de Sanidad Vegetal, Plagas 20: 919-926.
- Tello, J.C., Lacasa, A. (1988). Evolución racial de poblaciones *Fusarium oxysporum* f.sp. *lycopersici*. Boletín de Sanidad Vegetal, Plagas 14: 335-341.
- Tello, J.C., Lacasa, A. (1990). *Fusarium oxysporum* en los cultivos intensivos del litoral mediterráneo de España. Fases parasitarias (fusariosis vasculares del tomate y del clavel) y no parasitaria. Boletín de Sanidad Vegetal. Fuera de Serie 19.

***Fusarium oxysporum* f. sp. *melongenae* Matuo & Isigami**

Fusariosis vascular de la berenjena

Taxonomía: Reino Fungi, Hongos Mitospóricos (División Eumycota, Subdivisión Deuteromycotina, Clase Hyphomycetes).

Descripción: Ver *F. oxysporum* f. sp. *basilici*.

Huéspedes: Berenjena.

Sintomatología: El síndrome observado corresponde a dos tipos de síntomas ligeramente diferenciados: de una parte, amarilleamiento de las venas del limbo, que empieza siendo unilateral y luego se generaliza antes de la muerte de la planta y, de otro, marchitamiento, en el que las hojas se marchitan bruscamente de forma irreversible, en verde. En ambos casos el xilema se tiñe de una intensa coloración marrón y las raíces no muestran podredumbre hasta que la planta muere por completo.

Referencias:

- Urrutia Herrada, M.T., Gómez García, V.M., Tello Marquina, J. (2004). La fusariosis vascular de la berenjena en Almería. Boletín de Sanidad Vegetal Plagas 30: 85-92.

***Fusarium oxysporum* f. sp. *melonis* (Leach & Currence)
Snyder & Hansen.
Fusariosis vascular del melón**

Taxonomía: Reino Fungi, Hongos Mitospóricos (División Eumycota, Subdivisión Deuteromycotina, Clase Hyphomycetes).

Descripción: Ver *F. oxysporum* f. sp. *basilici*.

Huéspedes: Melón.

Sintomatología: Produce, en la mayoría de los casos, un amarilleamiento lento y progresivo de la planta, por el que las venas empiezan a tomar color amarillento, se hacen gruesas y quebradizas, al tiempo que en los tallos se forman estrías necróticas longitudinales por las que exudan gomas y sobre las que se forman esporodoquios rosados. Existen aislados que causan la marchitez súbita de las plantas sin que previamente amarilleen.

Referencias:

- González Torres, R., Jiménez-Díaz, R.M., Gómez Vázquez, J. (1988). Incidencia y distribución de las fusariosis vasculares del melón y la sandía en Andalucía. Investigación Agraria, Producción y Protección Vegetales 3: 377-392.
- González Torres, R., Melero Vara, J.M., Gómez Vázquez J., Velasco Arroyo V. (1992) Espectro racial y distribución de *Fusarium oxysporum* f. sp. *melonis* y *F. oxysporum* f. sp. *niveum* en Almería. Control integrado de las fusariosis vasculares del melón y la sandía en invernadero. Monografías sobre proyectos FIAPA nº 10. Almería, 42 pp.
- González Torres, R., Melero, J.M., Gómez Vázquez, J., Jiménez-Díaz, R. M. (1994). Fusariosis vasculares del melón y la sandía. *Fusarium oxysporum* f.sp. *melonis* y *F. oxysporum* f.sp. *niveum*. En (Díaz Ruiz, J.R.; García Jiménez, J.) Enfermedades de las Cucurbitáceas en España. Monografías de la SEF 1: 47-50.
- Tello, J.C., Bernao, A., Fernández, E., Imedio, D. (1986). Notas sobre la micosis del melón en La Mancha. ITEA Producción Vegetal 63: 45-60.

***Fusarium oxysporum* f. sp. *niveum* (E.F. Smith)
Snyder & Hansen.
Fusariosis vascular de la sandía**

Taxonomía: Reino Fungi, Hongos Mitospóricos (División Eumycota, Subdivisión Deuteromycotina, Clase Hyphomycetes).

Descripción: Ver *F. oxysporum* f. sp. *basilici*.

Huéspedes: Sandía.

Sintomatología: Produce una flacidez y necrosis de las hojas, que inicialmente afectan a la planta unilateralmente y más tarde se extienden a toda ella. Otro síntoma en las plantas afectadas es la reducción en su desarrollo respecto de las sanas. Además, cuando se corta transversalmente el tallo de las plantas afectadas, se observa una coloración oscura en los tejidos vasculares que tiene valor diagnóstico cuando se considera junto con los otros síntomas.

Referencias:

- González Torres, R., Jiménez-Díaz, R.M., Gómez Vázquez, J. (1988). Incidencia y distribución de las fusariosis vasculares del melón y la sandía en Andalucía. Investigación Agraria, Producción y Protección Vegetales 3: 377-392.
- González Torres, R., Melero, J.M., Gómez Vázquez, J., Jiménez-Díaz, R. M. (1994). Fusariosis vasculares del melón y la sandía. *Fusarium oxysporum* f.sp. *melonis* y *F. oxysporum* f.sp. *niveum*. En (Díaz Ruiz, J.R.; García Jiménez, J.) Enfermedades de las Cucurbitáceas en España. Monografías de la SEF 1: 47-50.

***Fusarium oxysporum* f. sp. *phaseoli* Kendr. & Synder**

Taxonomía: Reino Fungi, Hongos Mitospóricos (División Eumycota, Subdivisión Deuteromycotina, Clase Hyphomycetes).

Descripción: Ver *F. oxysporum* f. sp. *basilici*.

Huéspedes: Guisante, judía.

Sintomatología: Produce un amarilleo foliar comenzando por las hojas inferiores, retarda el crecimiento y la planta puede llegar a morir. Causa también un oscurecimiento del sistema vascular del tallo y los peciolos.

Referencias:

- Díaz-Mínguez, J.M., Alves-Santos, F.M., Benito, E.P., Eslava, A.P. (1996). *Fusarium* wilt of common bean in the Castilla y León region of Spain. *Plant Disease* 80: 600.
- Sinobas, J., Iglesias, C., García, A. (1994). Prospección de las micosis en los invernaderos de Villa del Prado (Madrid) y su incidencia en el cultivo de judía (*Phaseolus vulgaris* L.). *Boletín de Sanidad Vegetal, Plagas* 20: 889-898.
- Tuset-Barrachina, J.J. (1973). Estudios sobre la marchitez y secado de plantas herbáceas 1. Un *Fusarium* patógeno de la judía en Levante. *Anales del Instituto Nacional de Investigaciones Agrarias. Protección Vegetal* 3: 73-93.
- Velásquez-Valle, R., Schwartz, H.F., Díaz-Mínguez, J. (1997). Pathogenicity of *Fusarium oxysporum* f.sp. *phaseoli* isolates from Spain to *Phaseolus vulgaris*. *Plant Disease* 81: 312.

***Fusarium oxysporum* Schlecht.: Fr. f. sp.
radicis-cucumerinum Vakil.**

Taxonomía: Reino Fungi, Hongos Mitospóricos (División Eumycota, Subdivisión Deuteromycotina, Clase Hyphomycetes).

Descripción: Ver *F. oxysporum* f. sp. *basilici*.

Huéspedes: Pepino.

Sintomatología: Podredumbre en tallos y raíces. Las lesiones en tallo se extienden hasta 10 ó 12 cm por encima del cuello en plantas maduras; no se han observado daños en fruto. En estadíos avanzados de la infección, se puede apreciar la abundante producción de esporodoquios de color naranja en las lesiones del tallo y cuello, sin decoloración vascular.

Referencias:

- Moreno, A., Alférez, A., Avilés, M., Diáñez, F., Blanco, R., Santos, M., Tello-Marquina, J. C. (2001). First report of *Fusarium oxysporum* f. sp. *radicis-cucumerinum* on cucumber in Spain. Plant Disease 85:1206.

***Fusarium oxysporum* f. sp. *radicis-lycopersici* Jarvis & Shoem.**

Taxonomía: Reino Fungi, Hongos Mitospóricos (División Eumycota, Subdivisión Deuteromycotina, Clase Hyphomycetes).

Descripción: Ver *F. oxysporum* f. sp. *basilici*.

Huéspedes: Tomate.

Sintomatología: Causa podredumbre de cuello y raíz en la planta que parasita.

Referencias:

- Carbonell, C., Cifuentes, D., Tello, J., Cenis, J.L. (1994). Diferenciación de *Fusarium oxysporum* f.sp. *lycopersici* y *F. o.* f.sp. *radicis-lycopersici* y su detección en planta mediante marcadores RAPD. Boletín de Sanidad Vegetal, Plagas 20: 919-926.
- Tello, J.C., Lacasa, A. (1988). La podredumbre del cuello y de las raíces causada por *Fusarium oxysporum* f.sp. *radicis-lycopersici*, nueva enfermedad en los cultivos de tomate españoles. Boletín de Sanidad Vegetal, Plagas 14: 307-312.

***Fusarium poae* (Peck) Wollenw.**

Sinónimos: *Fusarium sporotrichiella* var. *poae* (Peck) Bilai, *F. tricinctum* (Corda) Sacc., *Sporotrichum poae* Peck, *S. antophilum* Peck.

Taxonomía: Reino Fungi, Hongos Mitospóricos (División Eumycota, Subdivisión Deuteromycotina, Clase Hyphomycetes).

Descripción: Micelio aéreo algodonoso, de blanco a marrón rojizo. Microconidias globosas, ovales o ampuliformes, de 8-12 x 7-10 μm , generalmente unicelulares. Macroconidias escasas, ligeramente curvadas, generalmente con 3-5 tabiques y 20-40 x 3-4,5 μm , ligeramente más anchas por encima del tabique medio. Las clamidosporas aparecen muy raramente.

Huéspedes: Trigo.

Sintomatología: Este hongo se asocia a la aparición de espigas "falladas".

Referencias:

- Booth, C. (1971). *Fusarium poae*. CMI Descriptions of Pathogenic Fungi and Bacteria N° 308.
- Booth, C. (1971). The genus *Fusarium*. CMI 237 pp.
- Marín Sánchez, J.P., Jiménez Díaz, R. (1983). Notas sobre hongos fitopatógenos que afectan a cultivos de cereales en Andalucía occidental. Jornadas sobre Patología Vegetal. Resúmenes de las Comunicaciones presentadas a la IV, V y VI Reuniones Anuales del Grupo Especializado de Fitopatología Microbiana de la Sociedad Española de Microbiología: 66-68. Monografías INIA n° 48.
- Marín Sánchez, J.P., Jiménez Díaz, R. (1983). Especies de hongos fitopatógenos de trigo en Andalucía occidental: distribución e importancia. Jornadas sobre Patología Vegetal. Resúmenes de las Comunicaciones presentadas a la IV, V y VI Reuniones Anuales del Grupo Especializado de Fitopatología Microbiana de la Sociedad Española de Microbiología: 131-132. Monografías INIA n° 48.
- Nelson, P. E., Toussoun, T. A., Marasas, W. F. O. (1983). *Fusarium* species: an illustrated manual for identification. The Pennsylvania State University Press. 193 pp.

***Fusarium semitectum* Berk. & Rav.**

Taxonomía: Reino Fungi, Hongos Mitospóricos (División Eumycota, Subdivisión Deuteromycotina, Clase Hyphomycetes).

Descripción: Las conidias que forma son todas macroconidias, pero de dos tipos distintos. Las conidias primarias se forman en células esporógenas llegándose a formar hasta 5 esporas por célula; son curvadas, con el ápice en punta, 0-5 septos y miden 17-28 x 2,5-4 µm. Las conidias secundarias se forman en fiálidas que se agrupan en esporodocios; tienen hasta 7 septos y miden 20-46 x 3-5,5 µm. Las clamidosporas, globosas, de color marrón claro y de 9-13 µm de diámetro, son intercalares y solitarias o en cadenas cortas.

Huéspedes: Arroz, maíz.

Sintomatología: Produce la podredumbre de raíz y tallo en los cereales. Es causa secundaria de podredumbre de frutos y tubérculos en almacén, fundamentalmente en zonas tropicales.

Referencias:

- Marín-Sánchez, J.P., Jiménez-Díaz, R.M. (1982). Two new *Fusarium* species infecting rice in southern Spain. *Plant Disease* 66: 332-334.
- Marín, J.P., Segarra, J., Almacellas, J. (1992). Enfermedades de los cereales en Cataluña en 1988-90. *Investigación Agraria, Producción y Protección Vegetales* 7: 261-275.

***Fusarium solani* f. sp. *cucurbitae* W. C. Snyder et H. N. Hans**

Taxonomía: Reino Fungi, Hongos Mitospóricos (División Eumycota, Subdivisión Deuteromycotina, Clase Hyphomycetes).

Descripción: En España se ha descrito la raza 1 de este patógeno, que provoca podredumbre en tallo y frutos, mientras que la raza 2 sólo provoca podredumbre en fruto.

Huéspedes: Calabaza (*Cucurbita maxima*) y sandías injertadas.

Sintomatología: Las plantas comienzan mostrando una estría necrótica longitudinal de color pardo en la zona del cuello en la que, en condiciones de humedad, se puede observar el crecimiento de micelio blanquecino. La lesión crece hasta afectar todo el cuello, que toma una consistencia blanda y húmeda, provocando marchitez de los brotes y muerte prematura de la planta. Paralelamente, sobre los frutos aparecen pequeñas manchas de color pardo y consistencia blanda, que van creciendo, dando a la piel un aspecto apergaminado y provocando una podredumbre de la pulpa que puede llegar hasta la cavidad central, invadiendo las semillas.

Referencias:

- Armengol, J., José, C.M., Moya, M.J., Sales, R., Vicent, A., García-Jiménez, J. (2000). *Fusarium solani* f. sp. *cucurbitae* race 1, a potential pathogen of grafted watermelon production in Spain. EPPO Bulletin 30: 179-183.
- García-Jiménez, J., Moya, M.J., Armengol, J., Sales, R., Miguel, C., Pardo, A. (1998). Podredumbre de cuello y frutos de calabaza causados por *Fusarium solani* f. sp. *cucurbitae* W. C. Snyder et H. N. Hans raza 1. Resúmenes IX Congreso Nacional de la Sociedad Española de Fitopatología: 111. Salamanca.

Gaeumannomyces graminis (Sacc.) v. Arx & H. Olivier

Mal del pie de los cereales

Sinónimos: *Ophiobolus graminis* Sacc. y otras especies de los géneros *Gaeumannomyces*, *Ophiobolus* y *Sphaeria*.

Taxonomía: Reino Fungi, Filo Ascomycota (División Eumycota, Subdivisión Ascomycotina, Clase Pyrenomycetes).

Descripción: Dentro de esta especie, actualmente se incluyen tres variedades: *graminis*, *avenae* y *tritici*, todas ellas con un rango de huéspedes en gramíneas con solapamientos. Teleomorfo: peritecios ovales y ligeramente aplastados en el sentido dorso-ventral. Ascas unitunicadas. Ascosporas de color amarillo pálido, ligeramente curvadas, con los extremos redondeados y miden 80-100 x 2,5-3 µm. Anamorfo: forma hifas pardas unidas en hebras, con hifas laterales que forman hifopodios desde los que se realiza la entrada en el huésped. Colonias de color marrón oliváceo a negro. Conidióforos ramificados, lisos y de color marrón, llevan en sus extremos conidias simples con uno o ningún septo, elipsoidales a oblongas, incoloras y de 5 x 2 µm de media.

Huéspedes: Arroz, avena, cebada, centeno, trigo, triticale.

Sintomatología: Causa la podredumbre del pie del huésped. Ataca a las raíces en todos los estados del crecimiento del huésped. Causa enanismo y reducción del ahijamiento.

Referencias:

- Benlloch, M. (1946). Notas sobre el mal de pie de trigo en la huerta Valenciana. Boletín Patología Vegetal y Entomología Agrícola 14: 55-68.
- Commonwealth Mycological Institute (CMI). (1968). Distribution of *Ophiobolus graminis* Sacc. CMI Map 334, 2nd. Edition.
- Laboratorio de Criptogamia. (1941). Informe del trabajo llevado a cabo por la Estación de Fitopatología de La Coruña durante 1939-40. Publicación Estación Fitopatología Agrícola de La Coruña 14: 35 pp.
- Marín, J.P. (1985). Micosis del trigo en Andalucía Occidental. Anales del Instituto Nacional de Investigaciones Agrarias, Agrícola 7: 382-386.
- Marín, J.P. (1986). Hongos asociados con el Mal del Pie del trigo en Andalucía Occidental. Investigación Agraria, Producción y Protección Vegetales 1: 409-431.

- Walker, J. (1973). *Gaeumannomyces graminis* var. *graminis*. CMI Descriptions of Pathogenic Fungi and Bacteria N° 381.
- Walker, J. (1973). *Gaeumannomyces graminis* var. *avenae*. CMI Descriptions of Pathogenic Fungi and Bacteria N° 382.
- Walker, J. (1973). *Gaeumannomyces graminis* var. *tritici*. CMI Descriptions of Pathogenic Fungi and Bacteria N° 383.

***Gibberella avenacea* R. J. Cooke [Anamorfo:
Fusarium avenaceum (Corda ex Fr.) Sacc.]**

Sinónimos: Del anamorfo: *Fusisporium avenaceum* Fr.

Taxonomía: Reino Fungi, Filo Ascomycota (División Eumycota, Subdivisión Ascomycotina, Clase Pyrenomycetes).

Descripción: Teleomorfo: peritecios solitarios o agrupados en los nudos inferiores de los tallos de trigo, globosos a piriformes. Ascas cilíndricas o aclavadas de 70-100 x 9-12 μm . Ascosporas hialinas, con uno a tres tabiques, con constricción en el tabique central, de 13-25 x 4-6,5 μm . Anamorfo: micelio aéreo rosa a rojo, en colonias viejas con esporodocios de color naranja. Conidióforos no ramificados o ramificados, en cuyo caso se pueden confundir con polifiálidas. Clamidosporas ausentes. Microconidias muy escasas o ausentes. Macroconidias muy grandes, de 40-80 x 3,5-4 μm , curvadas, de pared delgada, con 3-7 tabiques, con célula apical alargada y célula basal muy marcada.

Huéspedes: Trigo.

Sintomatología: Lesiones en la base del tallo y raíces.

Referencias:

- Booth, C. (1971). The genus *Fusarium*. CMI 237 pp.
- Marín Sánchez, J.P., Jiménez Díaz, R. (1983). Especies de hongos fitopatógenos de trigo en Andalucía occidental: distribución e importancia. Jornadas sobre Patología Vegetal. Resúmenes de las Comunicaciones presentadas a la IV, V y VI Reuniones Anuales del Grupo Especializado de Fitopatología Microbiana de la Sociedad Española de Microbiología: 131-132. Monografías INIA n° 48.
- Nelson, P. E., Toussoun, T. A., Marasas, W. F. O. (1983). *Fusarium* species: an illustrated manual for identification. The Pennsylvania State University Press. 193 pp.

***Gibberella baccata* (Wallr.) Sacc.**
[Anamorfo: *Fusarium lateritium* Ness]

Sinónimos: Del teleomorfo: *Botryosphaeria moricola* Ces. & de Not., *Gibbera baccata* (Wallr.) Fuckel, *Gibberella baccata* var. *moricola* (Ces. & de Not.) Wollenw., *G. lateritium* Snyder & Hansen, *G. moricola* (Ces. & de Not.) Sacc., *G. pulicaris* subsp. *baccata* (Wallr.) Sacc., *Sphaeria baccata* Wallr.

Taxonomía: Reino Fungi, Filo Ascomycota (División Eumycota, Subdivisión Ascomycotina, Clase Pyrenomycetes).

Descripción: Forma un micelio floccoso en el que predominan los colores amarillo, naranja o pardo rojizo. Teleomorfo: los cultivos forman a menudo estromas azul oscuro en los que puede iniciarse peritecios. Ascas cilíndricas a aclavadas, con el extremo distal redondeado. Ascosporas hialinas, fusiformes a elipsoides, de 13-18 x 5-8 µm. Anamorfo: microconidias ausentes. Macroconidias de 22-75 x 2,5-5 µm, ligeramente curvadas, con 3-7 septos, acuminadas en el ápice y con una célula basal pedicelada, formadas en esporoquios que toman color naranja oscuro.

Huéspedes: Albaricoquero.

Sintomatología: Produce chancros, podredumbre de yemas y puede causar la muerte progresiva de la planta.

Referencias:

- Booth, C. (1971). *Gibberella baccata* (conidial state: *Fusarium lateritium*). CMI Descriptions of Pathogenic Fungi and Bacteria N° 310.
- Carter, M.V., Price, T.V., Davison, E.M., Bumbieris, M., Clare, B.G., Dube, A.J., Johnsson, J.S., Kerr, A., Htay, K., Roberts, W.P., Francki, R.I.B., Randles, J.W., Rezaian, M.A., Habili, N., Ikegami, M. (1974). Biennial Report of the Waite Agricultural Research Institute, 1972-1973. 118 pp. Waite Agricultural Research Institute. Australia.

***Gibberella circinata* Nirenberg & O'Donnell**
[Anamorfo: *Fusarium circinatum* Nirenberg & O'Donnell]
Chancro resinoso del pino

Sinónimos: Del anamorfo: *Fusarium subglutinans* (Wollenb. & Reinking) Nelson *et al.* f. sp. *pini* Correl *et al.*

Taxonomía: Reino Fungi, Filo Ascomycota (División Eumycota, Subdivisión Ascomycotina, Clase Pyrenomycetes).

Descripción: Teleomorfo: peritecios ovoides a obpiriformes, de unas 325 μm de altura y 230 μm de anchura, no papilados, solitarios, no estromáticos. Ascas cilíndricas de 88-100 x 7,5-8,5 μm . Ascosporas elipsoides a fusiformes, de 9,4-16,6 x 4,5-6,0 μm , lisas, hialinas, con un tabique medio y con tabiques adicionales formados tras su descarga, tomando entonces color marrón pálido. Anamorfo: en PDA produce micelio aéreo casi blanco, con el centro teñido de color gris violeta. Esclerocios y clamidosporas ausentes. Presencia de polifiálidas, a menudo asociadas con hifas curvadas estériles. Conidias obovoides, ocasionalmente ovales o alantoides, generalmente unicelulares, de 7,0-12,0 x 2,5-3,9 μm .

Huéspedes: Distintas especies del género *Pinus* (*P. pinaster*, *P. radiata* y *P. sylvestris*).

Sintomatología: Las plántulas presentan amarilleo y seca de acículas inferiores, que progresa en sentido ascendente hasta producirse finalmente la muerte de la plántula. A nivel de cuello se observa un chancro y, ocasionalmente, fructificaciones blanquecinas.

Referencias:

- Jaafar, L., Abad-Campos, P., Berbegal, M., Beltrán, C., García-Jiménez, J., Armengol, J., Landeras, E. (2004). Identificación de *Fusarium circinatum* en *Pinus* spp. en Asturias. Resúmenes XII Congreso de la Sociedad Española de Fitopatología: 149. Lloret de Mar (Girona).
- Landeras, E., García, P., Fernández, Y., Braña, M., Armengol, J. (2004). Detección de *Fusarium circinatum* en *Pinus* spp. en Asturias. Resúmenes XII Congreso de la Sociedad Española de Fitopatología: 152. Lloret de Mar (Girona).
- Nirenberg, H. I., O'Donnell, K. (1998). New *Fusarium* species and combinations within the *Gibberella fujikuroi* species complex. *Mycologia* 90: 434-458.

***Gibberella fujikuroi* (Saw.) Wollenw.**
[Anamorfo: *Fusarium moniliforme* Sheldon]
"Bakanae del arroz"

Taxonomía: Reino Fungi, Filo Ascomycota (División Eumycota, Subdivisión Ascomycotina, Clase Pyrenomycetes).

Descripción: Teleomorfo: peritecios superficiales, globosos a cónicos. Ascas elipsoides. Ascosporas hialinas y elípticas, de 14-18 x 4,5-6 µm. Anamorfo: microconidias de 5-12 x 1,5-2,5 µm en cadenas moniliformes sobre monofiálidas. Macroconidias rectas o curvadas, con 3-7 septos, algunas veces tienen estrechamientos dorsiventrales en ambos extremos y miden 25-60 x 2,5-4 µm.

Huéspedes: Arroz, caña de azúcar, maíz.

Sintomatología: Ataca al pie de la planta y las raíces cuando actúa como anamorfo. Como teleomorfo, produce cantidades de ácido giberélico, ocasionando la enfermedad de la "bakanae del arroz". Es también un contaminante de alimentos almacenados.

Referencias:

- Booth, C. and Waterston, J.M. (1964). *Gibberella fujikuroi*. CMI Descriptions of Pathogenic Fungi and Bacteria N° 22.
- Commonwealth Mycological Institute (CMI). (1990). Distribution of *Gibberella fujikuroi* (Sawada) Ito. CMI Map 102, 7th. Edition.
- Marín, J.P., Segarra, J., Almacellas, J. (1992). Enfermedades de los cereales en Cataluña en 1988-90. Investigación Agraria, Producción y Protección Vegetales 7: 261-275.
- Marín Sánchez, J.P., Jiménez-Díaz, R. M. (1982). Two new *Fusarium* species infecting rice in southern Spain. Plant Disease 66: 332-334.
- Viñas, I., Sanchís, V., Hernández, E. (1985). *Fusarium* in pre-harvest corn in Valencia (Spain). Microbiologie, Aliments, Nutrition 3: 365-370.

***Gibberella intermedia* (Kuhlman) Samuels, Nirenberg & Seifert
[Anamorfo: *Fusarium proliferatum* (Matsushima) Nirenberg]**

Sinónimos: Del teleomorfo: *Gibberella fujikuroi* mating population D., *G. fujikuroi* var. *intermedia*. Del anamorfo: *Cephalosporium proliferatum* T. Matsushima.

Taxonomía: Reino Fungi, Filo Ascomycota (División Eumycota, Subdivisión Ascomycotina, Clase Pyrenomycetes).

Descripción: Anamorfo: micelio aéreo blanco que, a veces, se tiñe de color púrpura. Clamidosporas ausentes. Microconidias abundantes, generalmente unicelulares, en forma de maza con base aplanada o, más raramente, en forma de pera, producidas en cadenas de longitud variable y en falsas cabezas, sobre mono y polifiálidas. Macroconidias abundantes, bastante rectas, con las zonas ventral y dorsal paralelas en la mayor parte de su longitud, con 3-5 tabiques. Las descripciones de la especie no citan dimensiones de micro y macroconidias.

Huéspedes: Palmeras ornamentales de los géneros *Chamaerops*, *Phoenix*, *Trachycarpus* y *Washingtonia*.

Sintomatología: Marchitez, lesiones en la base de las hojas y muerte de plántulas.

Referencias:

- Armengol, J., Moretti, A., Vicent, A., Bengoechea, J.A., García-Jiménez, J. (2001). Identification and incidence of *Fusarium proliferatum* on palms in Spain. Proceedings of the XIth Congress of the Mediterranean Phytopathological Union: 285-287. Évora, Portugal.
- Armengol, J., Moretti, A., Vicent, A., García-Jiménez, J. (2002). Caracterización de *Fusarium proliferatum* en palmeras ornamentales. Resúmenes XI Congreso Nacional de la Sociedad Española de Fitopatología: 122. Almería.
- Ferrando, V., Abad-Campos, P., Armengol, J., Moretti, A., García-Jiménez, J. (2004). Compatibilidad vegetativa de *Fusarium proliferatum*, patógeno de palmera. Resúmenes XII Congreso Nacional de la Sociedad Española de Fitopatología: 144. Lloret de Mar (Girona).

***Gibberella intricans* Wollenw.**
[Anamorfo: *Fusarium equiseti* (Corda) Sacc.]

Sinónimos: Del anamorfo: *F. falcatum* Appel & Wollenw., *F. gibbosum* Appel & Wollenw., *F. roseum* var. *gibbosum* (Appel & Wollenw.) Messiaen & Cassini, *F. scirpi* Lamb. & Fautr., *Selenosporium equiseti* Corda.

Taxonomía: Reino Fungi, Filo Ascomycota (División Eumycota, Subdivisión Ascomycotina, Clase Pyrenomycetes).

Descripción: Teleomorfo: peritecios superficiales, globosos a cónicos, con una pared exterior rugosa. Ascas aclavadas. Ascosporas hialinas y fusoides, con 2-3 septos, de 21-33 x 4-5,5 µm. Anamorfo: al principio se producen fiálidas laterales simples, aunque con el tiempo también produce conidióforos ramificados. Conidias con forma de hoz, pediceladas, con 4-7 septos y de 22-60 x 3,5-6 µm. Clamidosporas intercalares, solitarias o en pequeñas cadenas, globosas y de 7-9 µm de diámetro.

Huéspedes: Arroz, maíz.

Sintomatología: Produce la podredumbre de raíz y tallo en los cereales. Es causa secundaria de podredumbre de frutos y tubérculos en almacén.

Referencias:

- Booth, C. (1978). *Fusarium equiseti*. CMI Descriptions of Pathogenic Fungi and Bacteria N° 571.
- Marín Sánchez, J.P., Jiménez-Díaz, R. M. (1982). Two new *Fusarium* species infecting rice in southern Spain. Plant Disease 66: 332-334.

***Gibberella subglutinans* (E. T. Edwards) P. E. Nelson, Toussoun & Marasas [Anamorfo: *Fusarium subglutinans* (Wollenw. & Reinking) Nelson *et al.*]
Proliferación de brotes**

Sinónimos: Del teleomorfo: *Gibberella fujikuroi* var. *subglutinans* E. T. Edwards. Del anamorfo: *Fusarium moniliforme* var. *subglutinans* Wollenw. & Reinking.

Taxonomía: Reino Fungi, Hongos Mitospóricos (División Eumycota, Subdivisión Deuteromycotina, Clase Hyphomycetes).

Descripción: Teleomorfo: es raro en la naturaleza. Anamorfo: microconidias elipsoides a fusiformes en polifiálidas, nunca en cadenas. Macroconidias abundantes ligeramente curvadas, casi rectas, con 3-5 tabiques y 32-50 x 4,5-5 μm . No produce clamidosporas.

Huéspedes: Puede afectar a varios vegetales, principalmente el maíz y otras gramíneas, pero en mango causa una enfermedad específica.

Sintomatología: En mango, la malformación del ápice de los brotes y/o yemas florales produce síntomas muy espectaculares, por la presencia de multitud de pequeños brotes en el extremo, dando un aspecto como de "repollo". En árboles muy atacados los brotes afectados permanecen frenados en su crecimiento, sin moverse durante toda la estación, recordando a los síntomas del Bunchy Top Virus. En otros casos hay una pequeña elongación de los brotes que queda frenada, con aspecto de candelabro.

Referencias:

- Booth, C., Waterston, J.M. (1964). *Giberella fujikuroi* var. *subglutinans*. CMI Descriptions of Pathogenic Fungi and Bacteria n° 23.
- Rodríguez Rodríguez, R., Rodríguez Rodríguez, J.M., Espino de Paz, A.I. (2002). *Fusarium subglutinans* (Wollenw & Reinking), Nelson *et al.* Proliferación de brotes. Fichas de diagnóstico en laboratorio de organismos nocivos de los vegetales. Ficha 183. MAPA. Madrid.

***Gibberella tricineta* El-Gohll et al. [Anamorfo:
Fusarium tricinatum (Corda) Sacc.]**

Sinónimos: Del anamorfo: *F. citriforme* Jamal, *F. sporotrichiella* var. *tricinctum* (Corda) Bilai, *F. sporotrichioides* var. *tricinctum* (Corda) Raillo, *Selenosporium tricinatum* Corda.

Taxonomía: Reino Fungi, Filo Ascomycota (División Eumycota, Subdivisión Ascomycotina, Clase Pyrenomycetes).

Descripción: Teleomorfo: peritecios de color marrón oscuro a negro. Ascosporas fusiformes, hialinas, ligeramente curvadas. Anamorfo: microconidias en conidióforos laterales, ovadas o piriformes, con uno o ningún septo, de 7-16 x 4,5-7,5 µm, con 1-2 fiálidas simples o ramificadas. Macroconidias formadas en esporodoquios y tienen forma de hoz, 3-5 septos y miden 26-53 x 3-4,8 µm.

Huéspedes: Gramíneas, platanera.

Sintomatología: Ataca a *Musa* spp. junto a *Fusarium oxysporium* f.sp. *cubense*, que produce la enfermedad de Panamá. En gramíneas se ha señalado produciendo podredumbres.

Referencias:

- Blesa, A.C., Morales, D., López, I. (1979). Contribución al estudio de la micoflora de los suelos de plataneras canarias. I. El genero *Fusarium*. Fruits 34: 585-597.

***Gibberella zeae* (Schwein.) Petch [Anamorfo:
Fusarium graminearum Schwabe]
Añublo blanco de la espiga**

Sinónimos: Del teleomorfo: *Botryosphaeria saubinetii* (Mont.) Niessl, *Dothidea zeae* (Schwein.) Schwein., *Gibbera saubinetii* Mont., *Gibberella roseum* (Link) Snyder & Hansen, *G. saubinetii* (Mont.) Sacc., *Sphaeria saubinetii* Berk. & Broome, *S. zeae* Schwein. Del anamorfo: *Fusarium roseum* Link.

Taxonomía: Reino Fungi, Filo Ascomycota (División Eumycota, Subdivisión Ascomycotina, Clase Pyrenomycetes).

Descripción: Teleomorfo: peritecios superficiales, globosos a cónicos. Ascas elipsoides. Ascosporas hialinas y elípticas, de 19-24 x 3-4 µm. Anamorfo: por lo general, no forma microconidias ni clamidosporas, aunque sí macroconidias fusiformes o en forma de hoz, con 3-7 septos y de 25-50 x 3-4 µm.

Huéspedes: Arroz, cebada, maíz, trigo.

Sintomatología: Causa la podredumbre del pie, extendiéndose al resto de la planta, llegando a atacar los granos.

Referencias:

- Booth, C. (1973). *Gibberella zeae* (conidial state: *Fusarium graminearum*). CMI Descriptions of Pathogenic Fungi and Bacteria N° 384.
- Marín, J.P. (1985). Micosis del trigo en Andalucía Occidental. Anales del Instituto Nacional de Investigaciones Agrarias, Agrícola 7: 382-386.
- Marín, J.P. (1986). Hongos asociados con el mal del pie del trigo en Andalucía Occidental. Investigación Agraria, Producción y Protección Vegetales 1: 409-431.
- Marín, J.P., Segarra, J., Almacellas, J. (1992). Enfermedades de los cereales en Cataluña en 1988-90. Investigación Agraria, Producción y Protección Vegetales 7: 261-275.
- Segarra, J., Marín, J.P., Almacellas, J. (1993). Micosis de la cebada en Cataluña durante el periodo 1988-90. Investigación Agraria, Producción y Protección Vegetales 8: 457-467.

***Glomerella cingulata* (Stoneman) Spaulding & v. Schrenk**
[Anamorfo: *Colletotrichum gloeosporioides* Penz]
Antracnosis

Sinónimos: Del teleomorfo: *Gnomoniopsis cingulata* Stoneman. Del anamorfo: Numerosos sinónimos agrupados principalmente en los géneros *Colletotrichum* y *Gloeosporium*.

Taxonomía: Reino Fungi, Filo Ascomycota (División Eumycota, Subdivisión Ascomycotina, Clase Pyrenomycetes).

Descripción: Teleomorfo: peritecios solitarios o en grupo, con forma globosa y color pardo oscuro o negro. Las ascas contienen ocho ascosporas ovales y estrechas, con forma de huso, hialinas o ligeramente pardas y uniseptadas, que miden 8-15 x 3-6 µm. Anamorfo: acérvulos grisáceos que producen gotas mucilaginosas anaranjadas con conidias cilíndricas con los extremos obtusos, hialinas, aseptadas, que miden 9-24 x 3-6 µm y que se forman en fiálidas de conidióforos unicelulares, hialinos o marrón pálido y de forma cilíndrica.

Huéspedes: Manzano, naranjo, peral, fresón.

Sintomatología: Manchas del tipo antracnosis sobre los órganos afectados, que con ambiente húmedo se recubren de un mucus anaranjado.

Referencias:

- García-Jiménez, J., Alfaro, A. (1985). *Colletotrichum gloeosporioides*, a new anthracnose pathogen of soybean in Spain. *Plant Disease* 69: 1036-1039.
- Laboratorio de Criptogamia. (1941). Informe del trabajo llevado a cabo por la Estación de Fitopatología de La Coruña durante 1939-40. *Publicación Estación Fitopatología Agrícola de La Coruña* 14: 35 pp.
- Mordue, J. E. M. (1971). *Glomerella cingulata*. CMI Descriptions of Pathogenic Fungi and Bacteria N° 315.
- Varés-Megino, F. (1973). La antracnosis de los cítricos en España. I. Patogenicidad. *Anales del Instituto Nacional de Investigaciones Agrarias* 3: 383-400.
- Varés-Megino, F. (1974). La antracnosis de los cítricos en España. II. Velocidad de desarrollo del hongo en hojas y brotes del huésped. *Anales del Instituto Nacional de Investigaciones Agrarias. Protección Vegetal* 4: 239-255.

- Varés-Megino, F. (1975). La antracnosis de los cítricos en España. III. Penetración del patógeno en hojas del huésped. Anales del Instituto Nacional de Investigaciones Agrarias. Protección Vegetal 5: 57-64.
- Von Arx, J. A. (1957). Die arten der gattung *Colletotrichum* Cda. Phytopatologische Zeitschrift 29: 413-468.
- Von Arx, J. A. (1970) A revision of the fungi classified as *Gloeosporium*. Bibliotheca Mycologica. Band 24.

***Glomerella gossypii* Edgerton**
[Anamorfo: *Colletotrichum gossypii* Southworth]
Antracnosis

Taxonomía: Reino Fungi, Filo Ascomycota (División Eumycota, Subdivisión Ascomycotina, Clase Pyrenomycetes).

Descripción: Teleomorfo: peritecios solitarios o en grupo, con forma globosa y color pardo oscuro o negro. Las ascas contienen ocho ascosporas ovales y estrechas, con forma de huso, hialinas o ligeramente pardas y uniseptadas, que miden 12-22 x 3,5-5 μm . Anamorfo: acérvulos de forma discoidal, con conidióforos simples, dispuestos en empalizada, que llevan conidias unicelulares, hialinas (rojizas en masa), ovoides y alargadas, que miden 13-19 x 4-6 μm .

Huéspedes: Algodón.

Sintomatología: Causa antracnosis y podredumbre de las cápsulas que, cuando están muy afectadas, se momifican sin abrirse, produciendo fibra de mala calidad.

Referencias:

- Commonwealth Mycological Institute (CMI). (1968). Distribution of *Glomerella gossypii* Edgerton. CMI Map 317, 2nd. Edition.
- Rosania, A., Mosele, L. (1966). Some aspects of current cotton cultivation in Spain. Revista de Agricultura Subtropical Tropical 60: 247-267.

***Glomerella graminicola* Politis**
[Anamorfo: *Colletotrichum graminicola* (Ces) Wilson]
Antracnosis del césped

Sinónimos: del anamorfo: *Vermicularia graminicola* Westend, *Elleiseilla mutica* G. Wint., *Colletotrichum sublineola* Henn. in Kab. & Bubák.

Taxonomía: Reino Fungi, Filo Ascomycota (División Eumycota, Subdivisión Ascomycotina, Clase Pyrenomycetes).

Descripción: Teleomorfo: peritecio obpiriforme a subgloboso, parcialmente inmerso en el hospedante, cuello ostiolar incospicuo o corto. Pared del ascoma pseudoparenquimática, con las células externas de paredes más gruesas y pigmentadas, y las más internas aplanadas e hialinas. Ascas unitunicadas, de paredes finas, cilíndricas a clavadas, con ápices redondeados, de 4-6-8 ascosporas. Las ascosporas son unicelulares, hialinas, biseriadas en el asca, elipsoidales a subcilíndricas, de menos de 20 µm. Anamorfo: acérvulos con abundantes setas de color negro; esporas fusiformes, aseptadas, gutuladas, puntiagudas en ambos extremos, de 19-28,9 x 3,3-4,8 µm; apresorios grandes (aprox. 18 x 13 µm), de contorno irregular; presencia de esclerocios negruzcos.

Huéspedes: Causa daños principalmente en campos de césped; en menor medida, en cereales y gramíneas cultivadas para grano y forraje.

Sintomatología: Los rodales afectados adquieren una tonalidad marrón-amarillenta al observarlos a simple vista. En las plantas afectadas la desecación comienza por las hojas más viejas y se va propagando a las más jóvenes; la infección llega a afectar a la base del tallo y más raramente a las raíces.

Referencias:

- Berra Lertxundi, D. (2002). *Colletotrichum graminicola* (Ces) Wilson. Antracnosis del césped. Fichas de diagnóstico en laboratorio de organismos nocivos de los vegetales. Ficha 176. MAPA. Madrid.
- Mordue, J.E.M. (1967). *Colletotrichum graminicola*. CMI Descriptions of Pathogenic Fungi and Bacteria, n° 132.
- Sutton, B.C. (1980). The Coelomycetes. Commonwealth Mycological Institute. pp. 523-537.

***Gnomonia comari* Karsten**
[Anamorfo: *Zythia fragariae* Laibach]

Sinónimos: Del teleomorfo: *Gnomonia fragariae* f.sp. *fruticola* Arnaud; *Gnomonia fruticola* (Arnaud) Fall y otras especies del género *Gnomonia*. Del anamorfo: *Gloeosporium fragariae* Arnaud, *Phyllosticta grandimaculans* Bubak & K. Krieg.

Taxonomía: Reino Fungi, Filo Ascomycota (División Eumycota, Subdivisión Ascomycotina, Clase Pyrenomycetes).

Descripción: Teleomorfo: peritecios abundantes, solitarios y de color marrón oscuro a negro. Ascas cilíndricas con ocho esporas, de pared fina y unitunicadas. Ascosporas hialinas, fusiformes a elipsoides, uniseptadas, de 9-12 x 2-2,5 µm. Anamorfo: es más frecuente en la naturaleza. Picnidios con conidias hialinas, cilíndricas y redondeadas en ambos extremos, de 15-25 x 2-5 µm.

Huéspedes: Fresa.

Sintomatología: Causa lesiones foliares grandes y la podredumbre del fruto de la fresa.

Referencias:

- Páez Sánchez, J. I., Duhart, M. E., Vega Guillén, J. M. (1999). *Gnomonia comari* Karsten. Mancha zonal de la fresa. Fichas de diagnóstico en laboratorio de organismos nocivos de los vegetales. Ficha 124. MAPA.
- Punithalingam, E. (1982). *Gnomonia comari*. CMI Descriptions of Pathogenic Fungi and Bacteria N° 737.
- Tuset-Barrachina, J.J. (1972). El *Gnomonia fruticola* (Arnaud) Fall y el *Zythia fragariae* Laibach, productores de un marchitamiento del fresal en Andalucía Occidental. Anales del Instituto Nacional de Investigaciones Agrarias. Protección Vegetal 2: 35-50.

***Gnomonia leptostyla* (Fr.) Ces. & de Not.**
[Anamorfo: *Marssonella juglandis* (Lib.) Höhnelt]

Sinónimos: Del teleomorfo: *Gnomonia juglandis* (DC.) Traverso, *Sphaeria juglandis* DC., *S. leptostyla*. Fr. Del anamorfo: *Marssonina juglandis* (Lib.) Magnus, *Leptothyrium juglandis* Lib.

Taxonomía: Reino Fungi, Filo Ascomycota (División Eumycota, Subdivisión Ascomycotina, Clase Pyrenomycetes).

Descripción: Teleomorfo: peritecios inmersos en el huésped, con un cuello largo que llega hasta la superficie, donde se encuentra el ostiolo. Ascas aclavadas. Ascosporas hialinas, fusiformes y bicelulares, de 16-26 x 2-6 µm. Anamorfo: pústulas aplanadas (acérvulos), rugosas y de color marrón. Conidias fusoides, curvadas, con el ápice algo redondeado, uniseptadas, de 20-25 x 5 µm.

Huéspedes: Nogal.

Sintomatología: Produce antracnosis en hojas, peciolo, brotes jóvenes y frutos. Su aspecto es de manchas redondas de varios milímetros, pardo negruzcas y algo más pálidas en el centro. En ataques graves se produce la caída de la hoja y el secado del fruto.

Referencias:

- Commonwealth Mycological Institute (CMI). (1961). Distribution of *Gnomonia leptostyla* (Fr.) Ces. & De Not. CMI Map 384, 1st. Edition.
- Santiago Merino, R. (2002). *Gnomonia leptostyla* (Fr.) Ces. & de Not. Niebla o antracnosis. Fichas de diagnóstico en laboratorio de organismos nocivos de los vegetales. Ficha 184. MAPA.
- Unamuno, L.M. (1942). Contribución al estudio de los hongos microscópicos de la provincia de Cuenca. Anales del Jardín Botánico de Madrid 2: 7-86.

***Golovinomyces cichoracearum* (DC.) V. P. Heluta var.
cichoracearum [Anamorfo: *Oidium asteris-punicei* Peck]
Oidio**

Sinónimos: Del teleomorfo: *Alphitomorpha communis* var. *cichoracearum* Wallr., *Erysiphe cichoracearum* DC ex Mèrat, *E. communis* Fr., *E. compositarum* Duby, *E. scorzonerae* Cast., *E. lamprocarpa* Lév.

Taxonomía: Reino Fungi, Filo Ascomycota (División Eumycota, Subdivisión Ascomycotina, Clase Pyrenomycetes).

Descripción: Teleomorfo: cleistotecios globosos que se vuelven aplastados o irregulares, con numerosos apéndices rudimentarios, que a su vez contienen 10-25 ascas elipsoidales, en su mayoría con dos ascosporas. Ascosporas de 20-30 x 12-18 µm. Anamorfo: conidias cilíndricas, de unas 25 x 12 µm, en cadenas largas, cuyos tubos germinativos se forman apical o subapicalmente, dividiéndose más tarde.

Huéspedes: *Citrullus* spp., *Cucumis* spp., *Cucurbita* spp.

Sintomatología: Manchas pulverulentas de color blanco en la superficie de las hojas que van cubriendo el limbo foliar, peciolo y tallos. Las partes atacadas acaban por tomar color amarillo y secarse. En ataques fuertes, los frutos se secan.

Referencias:

- Gómez-García, V. M., Torés, J. A., Álvarez, J. M. (1996). *Sphaerotheca fuliginea* (Schlecht.) Pollaci. *Erysiphe cichoracearum* DC. Oidio o ceniza. Fichas de diagnóstico en laboratorio de organismos nocivos de los vegetales. Ficha 40. MAPA.
- Kapoor, J. N. (1967). *Erysiphe cichoracearum*. CMI Descriptions of Pathogenic Fungi and Bacteria n° 152.
- Torés, J. A., Álvarez, J. M. (1994). Oidio. *Sphaerotheca fuliginea*, *Erysiphe cichoracearum*, *Leveillula taurica*. En “Díaz-Ruiz, J. R. y García-Jiménez, J. (edit.): Enfermedades de las cucurbitáceas en España”: 65-69. Monografías de la SEF n° 1. 155 pp.

***Graphiola phoenicis* (Moug.) Poit.**
Falso tizón

Taxonomía: Reino Fungi, Filo Basidiomycota (División Eumycota, Subdivisión Basidiomycotyna, Clase Ustilaginomycetes).

Descripción: Cuando el hongo alcanza la madurez sexual aparecen hifas amarillas, de 1 a 2 mm de largo, recubiertas de numerosas esporas unicelulares redondeadas, de 3-6 μm de diámetro. Sobre las hojas se forman estructuras negras en forma de cuencos (soros) de 0,2-2 mm de diámetro.

Huéspedes: Palmeras (*Chamaerops humilis*, *Phoenix canariensis*, *Ph. dactylifera*, *Washingtonia robusta*).

Sintomatología: Manchas amarillas oscuras sobre ambas superficies del raquis de las hojas. De las manchas emergen exudados del hongo a través de los soros. El tiempo de vida de las hojas de las palmeras queda reducido a la mitad.

Referencias:

- Montón Romans, C. (1996). *Graphiola phoenicis* (Moug) Poit. Falso tizón. Fichas de diagnóstico en laboratorio de organismos nocivos de los vegetales. Ficha 43. MAPA. Madrid.

***Guignardia aesculi* (Peck) V.B. Stewart [Anamorfo:
Leptodothiorella aesculicola (Sacc.) Siwan,
Phyllosticta sphaeropsoides Ell. & Ev.]
Defoliación**

Taxonomía: Reino Fungi, Filo Ascomycota (División Eumycota, Subdivisión Ascomycotina, Clase Loculoascomycetes).

Descripción: Teleomorfo: durante el invierno se forman los ascostromas en las hojas afectadas caídas al suelo, completándose su madurez al acercarse la primavera y dando lugar a las infecciones primarias provocadas por las ascosporas. Anamorfo: durante el verano se da la reproducción asexual mediante la fase *Phyllosticta* y, aparentemente, en las hojas muertas se da la fase *Leptodothiorella*, cuyas conidias parecen comportarse como gametos. Los picnidios de *Phyllosticta sphaeropsoides* son negros, de 90-175 μm de diámetro, casi globosos y se desarrollan pronto y muy superficiales. Con humedad, exudan masas de conidias incoloras, unicelulares. En la forma *Leptodothiorella* los espermogonios son de 40-110 μm de diámetro, parecen picnidios pero no producen inicialmente esporas. Maduran en hojas caídas en primavera temprana y liberan ascosporas en tiempo húmedo.

Huéspedes: *Aesculus hippocastanus*.

Sintomatología: En un principio, pequeños moteados cloróticos en la superficie de las hojas o sobre los pecíolos, que se van extendiendo hasta ocupar grandes extensiones, de color pardo oscuro o más típicamente rojizos, de márgenes amarillentos. Las lesiones sobre pecíolos y frutos son pardas y alargadas. Las hojas, con los bordes enrollados y las zonas lesionadas quebradizas, terminan cayendo. El hongo provoca una severa defoliación, que reduce significativamente el valor ornamental del castaño. Las infecciones severas, año tras año, conducen a una debilidad del pie, resultando más susceptible a otros problemas.

Referencias:

- Muñoz López, C., Pérez Fortea, V., Cobos Suárez, P., Hernández Alonso, R., Sánchez Peña, G. (2003). Sanidad Forestal. Guía en imágenes de plagas, enfermedades y otros agentes presentes en los montes. Ed. Mundi-Prensa, Madrid, 576 pp.

***Guignardia bidwellii* (Ell.) Viala & Ravaz**
[Anamorfo: *Phyllosticta ampellicida* (Engleman) van der Aa]
"Black rot"

Sinónimos: Del teleomorfo: *Sphaeria bidwellii* Ellis, *Botryosphaeria bidwellii* (Ell.) Petrak. Del anamorfo: *Phoma uvicola* Berk. & Curtis, *Phyllosticta uvicola* Thüm, *Septoria viticola* Berk & Curtis y 11 más.

Taxonomía: Reino Fungi, Filo Ascomycota (División Eumycota, Subdivisión Ascomycotina, Clase Loculoascomycetes).

Descripción: Teleomorfo: pseudotecios globosos en un estroma inmerso en el tejido de la planta, tanto en granos de uva caídos en el suelo como en chancros en los sarmientos. Ascas cilíndricas a a clavadas con ascosporas hialinas, unicelulares, de 12-17 x 6-7,5 µm. Anamorfo: picnidios negros, que sobresalen de la superficie, solitarios o en círculos. Tienen 120-230 µm y producen conidias hialinas y unicelulares, de 5-12 µm, que salen en masas de color blanco de los picnidios.

Huéspedes: Vid.

Sintomatología: Puede atacar a todos los órganos verdes de la vid. En hojas, causa unas manchas de color blanco-grisáceo que luego viran a rojo ladrillo, rodeadas de una estrecha banda más oscura, recubriéndose de picnidios negros. En racimos, donde el ataque es más importante, causa chancros oscuros y alargados en el pedúnculo y raspón; sobre granos pequeños se forma una mancha gris que luego se vuelve negra y el grano se seca rápidamente; si los granos están mal desarrollados adquieren un color violáceo que luego vira a negro, arrugándose y desecándose; posteriormente se recubren de pequeños puntitos negros en ambos casos.

Referencias:

- Pérez de Obanos Castillo, J. J. (1992). Black-rot (*Guignardia bidwellii* Viala y Ravaz). En “Los parásitos de la vid. Estrategias de protección razonada”. 3ª edición: 186-188. MAPA- Mundi-Prensa.
- Sivanesan, P., Holliday, P. (1981). *Guignardia bidwellii*. CMI Descriptions of Pathogenic Fungi and Bacteria n° 710.

Gymnosporangium clavariiforme (Jacq.) DC.

Sinónimos: *Gymnosporangium clavariiforme* (Persoon) DC., *Tremella clavariaeformis* Pers., *Aecidium laceratum* Sow.

Taxonomía: Reino Fungi, Filo Basidiomycota (División Eumycota, Subdivisión Basidiomycotina, Clase Urediniomycetes).

Descripción: Telios diseminados sobre grandes engrosamientos de las ramas, cilíndricos, de color anaranjado marrón amarillento. Teliosporas cilíndricas a fusiformes, bicelulares, redondeadas, de 45-100 x 12-20 µm, con paredes hialinas a doradas de 0,5-1 µm de grosor. Espermogonios en el haz de las hojas, en pequeñas agrupaciones, sobre manchas amarillentas o rojizas. Ecidios a menudo cubriendo totalmente los frutos, en pequeños hinchamientos de pecíolos o tallos o en el envés de hojas. Ecidiosporas globosas o algo elipsoides, de 20- 30 µm de diámetro.

Huéspedes: Forma los telios en *Juniperus* de la sección enebros, principalmente *J. communis*, y los ecidios principalmente sobre *Crataegus*, aunque también se ha visto sobre *Pyrus*, *Amelanchier* y *Sorbus*.

Sintomatología: En enebro causa dilataciones y malformaciones en los puntos de infección de las ramas, que dificultan la circulación de la savia, lo que conduce a que las ramas vegeten mal, hasta que terminan por secarse. Como consecuencia mata a las acículas de los ramillos situados por encima de los chancros. Sobre los huéspedes alternativos provoca la caída prematura de las hojas y la malformación y aborto de los frutos.

Referencias:

- Laundon, G. (1977). *Gymnosporangium clavariiforme*. CMI Description of Pathogenic Fungi and Bacteria N° 542.
- Muñoz López, C., Pérez Fortea, V., Cobos Suárez, P., Hernández Alonso, R., Sánchez Peña, G. (2003). Sanidad Forestal. Guía en imágenes de plagas, enfermedades y otros agentes presentes en los montes. Ed. Mundi-Prensa, Madrid, 576 pp.

***Gymnosporangium cornutum* Arthur ex F. Kern.**

Sinónimos: *G. aurantiacum* sensu auct., *G. juniperi* sensu auct., *G. juniperinum* sensu auct., *Aecidium cornutum* Pers., *Roestelia cornuta* Fr.

Taxonomía: Reino Fungi, Filo Basidiomycota (División Eumycota, Subdivisión Basidiomycotyna, Clase Urediniomycetes).

Descripción: Telios formados sobre ligeros engrosamientos fusiformes de ramas delgadas, de color marrón oscuro. Teliosporas elipsoides, bicelulares, de 15-24 x 30-58 µm, generalmente estrechándose hacia sus extremos, con paredes delgadas de 1-2 µm de grosor. Ecidios hipófilos. Ecidiosporas globosas, de 16-25 x 21-29 µm, con paredes de color marrón y 2-2,5 µm de grosor.

Huéspedes: Especies de *Juniperus*, especialmente *J. communis*, y diversas rosáceas, sobre todo *Sorbus aucuparia* (se cita una forma biológica f. *aucupariae* Erikss) y *Amelanchier ovalis* (f. *amelanchieris* E. Fisch.)

Sintomatología: Sobre el enebro produce malformaciones en los ramillos, generalmente de tipo hipertrófico y con forma de huso. La formación del chancro conduce a la muerte del follaje portado por el ramillo infectado, que adopta una tonalidad parda uniforme. Sobre el serbal de cazadores (huésped alternativo) produce extensas clorosis en las hojas, manchas de color amarillo y rojo intenso inicialmente aisladas y después confluyentes, que llevan a una caída precoz de las hojas.

Referencias:

- Kern, F. D. (1973). A revised taxonomic account of *Gymnosporangium*. The Pennsylvania State University Press. 134 pp.
- Muñoz López, C., Pérez Fortea, V., Cobos Suárez, P., Hernández Alonso, R., Sánchez Peña, G. (2003). Sanidad Forestal. Guía en imágenes de plagas, enfermedades y otros agentes presentes en los montes. Ed. Mundi-Prensa, Madrid, 576 pp.

***Gymnosporangium sabiniae* (Dickson) ex Winter** **Roya del peral**

Sinónimos: *Gymnosporangium fuscum* DC.

Taxonomía: Reino Fungi, Filo Basidiomycota (División Eumycota, Subdivisión Basidiomycotina, Clase Urediniomycetes).

Descripción: Roya macrocíclica y heteroica. Los picnios se forman en grupos sobre el haz de las hojas. Los ecios en el envés, sobre ligeras hinchazones del tejido. Las eciosporas son globosas, de pared color canela y ligeramente verrugosas; miden 23-37 μm de diámetro. Los telios, color castaño, se forman en hinchazones fusiformes o cónicas en la sabina, con teliosporas elipsoides a fusiformes, con un septo en el que se constriñen y de color amarillento a canela; miden 42-56 x 22-32 μm .

Huéspedes: Peral, sabina.

Sintomatología: En el peral forma los ecios. Las hojas aparecen con manchas de color rojo anaranjado. En el haz los espermogonios se forman como cuerpos muy pequeños y redondeados. En el envés se forman los ecios, haces fibrosos de color blanco cremoso. Puede causar chancros perennes en las ramas. Las teliosporas se forman sobre *Juniperus* del grupo Sabina. En ese huésped se forman chancros en los brotes.

Referencias:

- Commonwealth Mycological Institute (CMI). (1961). Distribution of *Gymnosporangium fuscum* DC. CMI Map 387, 1st. Edition.
- Unamuno, L.M. (1941). Notas micológicas XIV. Contribución al estudio de los Uredinales de la flora española. Boletín Sociedad Española de Historia Natural 38: 19-36.

***Haemanectria haematococca* (Berk. & Broome) Samuels & Nirenberg [Anamorfo: *Fusarium solani* (Martius) Appel & Wollenweber emend. Snyder & Hansen]**

Sinónimos: Del teleomorfo: *Nectria haematococca* Berk. & Broome, *Hypomyces cancri* (Rutgers) Wollenw., *H. haematococcus* (Berk. & Broome) Wollenw., *H. haematococcus* var. *cancrici* (Rutgers) Wollenw., *Nectria cancri* Rutgers. Del anamorfo: *F. eumartii* Carp., *F. martii* Appel & Wollenw., *F. solani* f. sp. *eumartii* (C. W. Carp.) Snyder & Hansen, *F. solani* var. *coeruleum* (Sacc.) Booth, *F. solani* var. *eumartii* (C. W. Carp.) Wollenw., *F. solani* var. *martii* (Appel & Wollenw.) Wollenw., *F. solani* var. *striatum* (Sherb.) Wollenw., *F. striatum* Sherb., *Fusisporium solani* Mart.

Taxonomía: Reino Fungi, Filo Ascomycota (División Eumycota, Subdivisión Ascomycotina, Clase Pyrenomycetes).

Descripción: Existe consenso en cuanto a que este ascomiceto es el teleomorfo de *Fusarium solani*, que actualmente está considerado como una especie compleja en proceso de revisión. Dentro de *H. haematococca* se han descrito siete poblaciones de apareamiento que, en términos generales, se corresponden con las formas especializadas de *F. solani*. En España se han encontrado las formas especializadas *phaseoli* y *cucurbitae* (raza 1).

Teleomorfo: peritecios generalmente superficiales. Ascas cilíndricas o aclavadas, con el ápice redondeado y un poro central, de 60-80 x 8-12 µm. Ascosporas elipsoides a obovadas, bicelulares, de 11-18 x 4-7 µm, hialinas que se vuelven de un color marrón claro, ligeramente constreñidas en el tabique central. Anamorfo: macroconidias hialinas, ligeramente curvadas, generalmente con una célula pie redondeada y apical, apuntada, de 35-100 x 5-8 µm. Microconidias hialinas, ovales, elipsoides, reniformes o fusiformes, con 0, 1 y, ocasionalmente, 2 tabiques, de 8-16 x 2-4 µm. Clamidosporas globosas a ovales, de 9-12 x 8-10 µm, intercalares o terminales, ocasionalmente formando cadenas.

Huéspedes: En España se ha descrito sobre patata (como *F. coeruleum*), judía (*F. solani* f. sp. *phaseoli*), garbanzo (*F. eumartii*) y calabazas y sandías injertadas (*F. solani* f. sp. *cucurbitae* raza 1).

Sintomatología: En patata provoca la podredumbre seca del tubérculo. El hongo entra por heridas y brotes rotos del tubérculo. Se forma una zona pardo grisácea deprimida concéntricamente en la piel. De las heridas sale micelio blanco azulado. Los tejidos interiores se vuelven pardos y el micelio interior es también azulado.

En judía provoca necrosis y chancros en la zona del cuello, dando lugar a la marchitez de las plantas.

En garbanzo provoca clorosis foliares y enanismo generalizado en la planta.

En calabaza, las plantas comienzan mostrando una estría necrótica longitudinal de color pardo en la zona del cuello en la que, en condiciones de humedad, se puede observar el crecimiento de micelio blanquecino. La lesión crece hasta afectar todo el cuello, que toma una consistencia blanda y húmeda, provocando marchitez de los brotes y muerte prematura de la planta. Paralelamente sobre los frutos aparecen pequeñas manchas de color pardo y consistencia blanda, que van creciendo, dando a la piel un aspecto apergaminado y provocando una podredumbre de la pulpa que puede llegar hasta la cavidad central, invadiendo las semillas.

Referencias:

- Armengol, J., José, C.M., Moya, M.J., Sales, R., Vicent, A., García-Jiménez, J. (2000). *Fusarium solani* f. sp. *cucurbitae* race 1, a potential pathogen of grafted watermelon production in Spain. EPPO Bulletin 30: 179-183.
- Booth, C. (1971). The genus *Fusarium*. Commonwealth Mycological Institute. 237 pp.
- García-Jiménez, J., Moya, M.J., Armengol, J., Sales, R., Miguel, C., Pardo, A. (1998). Podredumbre de cuello y frutos de calabaza causados por *Fusarium solani* f. sp. *cucurbitae* W. C. Snyder et H. N. Hans raza 1. Resúmenes IX Congreso Nacional de la Sociedad Española de Fitopatología: 111. Salamanca.
- Sardiña, J.R. (1945). Enfermedades de la patata. Publicación Estación Fitopatología Agrícola de La Coruña 5. 111 pp.
- Sinobas, J., Iglesias, C., García, A. (1994). Prospección de las micosis en los invernaderos de Villa del Prado (Madrid) y su incidencia en el cultivo de judía (*Phaseolus vulgaris* L.). Boletín de Sanidad Vegetal Plagas 20: 889-898.
- Tello, J.C., Lacasa, A., Molina, R. (1985). Nota fitopatológica sobre el complejo parasitario del pie de la judía en la costa de Granada. ITEA Producción Vegetal 61: 57-69.
- Trapero-Casas, A., Jiménez-Díaz, R. M. (1985). Fungal wilt and root diseases of chickpea in southern Spain. Phytopathology 75: 1146-1151.

Harknessia eucalypti Cooke

Taxonomía: Reino Fungi, Hongos Mitospóricos (División Eumycota, Subdivisión Deuteromycotina, Clase Coelomycetes).

Descripción: Conidias abundantes, redondeadas por la base y ligeramente puntiagudas en el ápice, de color marrón-verdoso oscuro, de 18-25 x 11-14,5 μm , con un apéndice basal hialino de 2-12 μm de longitud, resultante de la persistencia de la célula conidiógena; este apéndice está ligeramente ensanchado en la unión al cuerpo de la conidia. Las conidias inmaduras son ligeramente pigmentadas, algo más alargadas y con forma más o menos hexagonal. En su conjunto es característica la forma de "raqueta".

Huéspedes: Eucalipto.

Sintomatología: Provoca daños en hojas de los árboles afectados en plantaciones. Estos daños consisten en manchas de forma geométrica irregular, preferentemente entre nervios. Cuando el ataque es fuerte, van progresando, confluyendo entre sí, llegando a producir pequeñas "abolladuras". Las manchas son primeramente de color marrón-rojizo oscuro y luego se van aclarando hasta un color canela-claro. Entonces se observan los cuerpos de fructificación de color negro.

Referencias:

- Rupérez, A., Muñoz, C. (1980). Enfermedades de los eucaliptos en España. Boletín del Servicio de Plagas 6: 193-217.
- Sutton, B. C. (1980). The Coelomycetes. CMI. 696 pp.

***Helicobasidium brebissonii* (Desm.) Donk**
[Anamorfo: *Rhizoctonia crocorum* (Pers) DC.]
Mal vinoso

Sinónimos: *Helicobasidium purpureum* Pat.; [Anamorfo: *Rhizoctonia violacea* Tul.]

Taxonomía: Reino Fungi, Filo Basidiomycota (División Eumycota, Subdivisión Basidiomycotina, Clase Hymenomycetes).

Descripción: Teleomorfo: basidios curvos, emergentes, de color pardo claro, de 4-5 µm de diámetro, triseptados, que llevan basidiosporas hialinas y elipsoidales que miden 9-12 x 5-8 µm; no es común la forma *Helicobasidium* en la naturaleza. Anamorfo: fieltro micelial formado por filamentos cilíndricos, septados, ramificados y de 3-9 µm de espesor; las hifas se juntan en cordones de color pardo violáceo. Esclerocios típicos de *Rhizoctonia*, que miden 30-50 x 12-14 µm.

Huéspedes: Alfalfa, judía, patata, remolacha, zanahoria.

Sintomatología: Las raíces y los tubérculos aparecen cubiertos por cordones violáceos. Da lugar a invasiones bacterianas secundarias. Las raíces acaban por pudrirse.

Referencias:

- Domínguez García-Tejero, F. (1951). Distribución en España de las plagas y enfermedades de la remolacha. Boletín Patología Vegetal y Entomología Agrícola 18: 181-204.
- Estaciones de Patología Vegetal. (1926). Trabajos de las Estaciones de Patología Vegetal. Publicación Estación Patología Vegetal 1: 107-113.

Helminthosporium solani Dur., Mont. Sarna plateada

Sinónimos: *Brachysporium solani* (Dur. & Mont.) Sacc.; *Dematium atrovirens* Harz; *Spondylocladium atrovirens* (Harz) Harz ex Sacc.; *Helminthosporium atrovirens* (Harz) Mason Hughes; *Cladosporium abietinum* Zukai.

Taxonomía: Reino Fungi, Hongos Mitospóricos (División Eumycota, Subdivisión Deuteromycotina, Clase Hyphomycetes).

Descripción: Micelio hialino, septado, ramificado; adquiere una coloración castaña con el tiempo. Conidióforos rectos o ligeramente flexuosos, de color pardo oscuro y septados. Las conidias se originan en el ápice de los conidióforos, en disposición verticilada y por debajo del septo superior, rectas o ligeramente curvadas, obclaviformes, lisas, con 2-8 pseudoseptos y patente cicatriz pardo-oscuro en su base de 24-85 μm de longitud y 7-11 μm de anchura en su parte más gruesa, estrechándose hasta 2-5 μm en el ápice.

Huéspedes: Patata.

Sintomatología: Afecta sólo al tubérculo. Manchas circulares o difusas en la epidermis, que se decolora, tomando un aspecto plateado, más patente al lavar los tubérculos. Si el área afectada es muy extensa, éstos pueden arrugarse durante el almacenamiento, debido a la pérdida excesiva de humedad.

Referencias:

- Ellis, M.B. (1968). *Helminthosporium solani*. CMI Descriptions of Pathogenic Fungi and Bacteria n° 166.
- García Benavides, P., Cortés Barbero, J., Palomo Gómez, J.L., Alonso Arce, F., Fontevreda Carreira, E. (1999). *Helminthosporium solani* Dur. y Mont. Sarna plateada. Fichas de diagnóstico en laboratorio de organismos nocivos de los vegetales. Ficha 125. MAPA. Madrid.

***Hendersonia eucalyptina* A. C. Santos**

Taxonomía: Reino Fungi, Hongos Mitospóricos (División Eumycota, Subdivisión Deuteromycotina, Clase Coelomycetes).

Descripción: Picnidios oscuros globulosos separados, ostiolados, con paredes carnosas, más o menos salientes de la epidermis del huésped. Conidias pluricelulares de aproximadamente 4 x 12 μm .

Huéspedes: Eucalipto.

Sintomatología: Provoca daños en hojas en plantaciones, consistentes en manchas ocelladas de color vinoso y centro claro; el parénquima aparece desorganizado.

Referencias:

– Rupérez, A., Muñoz, C. (1980). Enfermedades de los eucaliptos en España. Boletín del Servicio de Plagas 6: 193-217.

***Herpotrichia juniperi* (Duby) Petrak**

Moho negro de la nieve

Sinónimos: *Herpotrichia nigra* Hartig, *H. pinetorum* (Fck.) Winter, *Sphaeria juniperi* Duby, *S. pinetorum* Fuckel, *S. scabra* Curr., *Laestadia juniperi* (Duby) Sacc., *Lasiosphaeria scabra* (Curr.) Auersw.

Taxonomía: Reino Fungi, Filo Ascomycota (División Eumycota, Subdivisión Ascomycotina, Clase Loculoascomycetes).

Descripción: Pseudotecios globosos o subglobosos de 200-450 µm de diámetro, con poro apical papilado y pared pseudotecial de 20-40 µm de grosor. Ascas cilíndricas a veces algo aclavadas, bitunicadas, de 115-190 x 12-18,5 µm. Ascosporas al principio hialinas y unitabucadas y posteriormente pálidas o de color marrón oscuro y 3-4 tabiques, elípticas, constreñidas en los tabiques y rodeadas de una cubierta mucosa, de 25-34 x 8-12 µm. Pseudoparafisos hialinos y filiformes.

Huéspedes: *Pinus sylvestris*, *Pinus uncinata*, *Juniperus communis* sp. *alpina*, *Juniperus sabina*.

Sintomatología: El hongo forma un fieltro miceliar espeso de color negro que se desarrolla y envuelve los brotes de las coníferas, a los que produce finalmente la muerte. Al principio las acículas se mantienen verdes, pero después pardean, mueren y permanecen prendidas en el ramillo, entretejidas por el micelio envolvente y adoptando el aspecto de un pincel negro. Provoca la muerte de brotes y acículas de distintos años de crecimiento, incluso las nacidas en la última estación y que no han cumplido el año de vida cuando han permanecido el invierno bajo la nieve, de ahí el nombre de la enfermedad.

Referencias:

- Muñoz López, C., Pérez Fortea, V., Cobos Suárez, P., Hernández Alonso, R., Sánchez Peña, G. (2003). Sanidad Forestal. Guía en imágenes de plagas, enfermedades y otros agentes presentes en los montes. Ed. Mundi Prensa, Madrid, 576 pp.
- Sivanesan, A., Gibson, I. A. S. (1972). *Herpotrichia juniperi*. CMI Description of Pathogenic Fungi and Bacteria N° 328.

***Heterobasidion annosum* (Fr.) Bref.**
[Anamorfo: *Oedecephalum lineatum* Bakshi]

Sinónimos: Del teleomorfo: *Fomes annosus* (Fr.) Cooke.

Taxonomía: Reino Fungi, Filo Basidiomycota (División Eumycota, Subdivisión Basidiomycotina, Clase Hymenomycetes).

Descripción: Teleomorfo: carpóforo perenne de forma de consola o irregular con un anclaje basal sésil muy ancho, en ocasiones resupinado. Es de color marrón grisáceo, que se oscurece con el tiempo. Las basidiosporas son incoloras y de forma ovoide a elipsoide, de 3,5-5,7 x 3,4 µm, sobre basidios con cuatro esporas cada uno. Anamorfo: conidias incoloras y de forma elipsoide o piriforme de 4,3-6,6 x 3-5,3 µm, sobre conidióforos verticales.

Huéspedes: Abeto, *Picea* spp., pino, *Tsuga* spp., tuya.

Sintomatología: En zonas secas de pH alto en el suelo, causa la muerte de los pinos. Provoca escaso follaje y acortamiento de acículas. El hongo fructifica en la base del tronco, pudriendo la raíz y el pie, o en árboles muertos. Puede causar la muerte de los árboles jóvenes de las coníferas.

Referencias:

- Commonwealth Mycological Institute (CMI). (1968). Distribution of *Fomes annosus* (Fr.) Cooke. CMI Map 271, 2nd. Edition.
- Martínez, J.B. (1943). El *Fomes annosus* Fr. en España. Anales del Jardín Botánico de Madrid 3: 49.

***Hypoxylon mediterraneum* (De Not) Ces. & de Not.**
[Anamorfo: *Botrytis sylvatica* Malençon & Malençon]
Placa carbonosa del alcornoque

Sinónimos: Del teleomorfo: *Sphaeria mediterranea* de Not., *Nummularia mediterranea* (de Not) Sacc., *Numulariola mediterranea* (de Not) P. Martin, *Nummularia repandoides* Fuckel. Del anamorfo. *Periconiella musae* M. B. Ellis.

Taxonomía: Reino Fungi, Filo Ascomycota (División Eumycota, Subdivisión Ascomycotina, Clase Pyrenomycetes).

Descripción: Teleomorfo: peritecios con ascas cilíndricas unitunicadas, de 120-185 x 7,5-11,5 μm con ocho ascosporas. Éstas son monoseriadas, unicelulares, normalmente gutuladas, de color marrón, oscureciéndose con la edad y llegando a ser negras, lisas, elipsoides, de 12,5-23 x 5-10 μm y con un surco longitudinal distintivo. Anamorfo: conidióforos de color pálido a hialino, ramificados en la parte superior; conidias hialinas a pálidas, simples, elípticas u ovoides con paredes lisas, de 2,5-7,5 x 2,5-3,5 μm .

Huéspedes: Alcornoque, castaño, chopo, eucalipto, haya, plátano de paseo y otras quercíneas.

Sintomatología: El primer síntoma es una exudación oscura que fluye de las zonas infectadas en tronco y ramas. Al cabo de un tiempo esta exudación se seca y deja residuos alquitranados. Posteriormente se forman los chancros, que agrietan longitudinalmente la corteza, dejando al descubierto las placas duras y carbonosas.

Referencias:

- Hawksworth, D. L. (1972). *Hypoxylon mediterraneum*. CMI Descriptions of Pathogenic Fungi and Bacteria n° 359.
- Santiago Merino, R. (1996). *Hypoxylon mediterraneum* (De Not) Mill. Placa carbonosa del alcornoque. Fichas de diagnóstico en laboratorio de organismos nocivos de los vegetales. Ficha 44. MAPA. Madrid.

Inonotus rickii (Pat.) Reid

Sinónimos: *Poliporus rickii* (Pat.) Sacc & Trotter, *Xanthochrous rickii* Pat.

Taxonomía: Reino Fungi, Filo Basidiomycota (División Eumycota, Subdivisión Basidiomycotina, Clase Basidiomycetes).

Descripción: Cuerpos fructíferos sésiles, de aplanados a subesféricos o irregularmente unguliformes, simples o imbricados, de 20 x 25 x 15 cm de ancho, fondo y grosor, respectivamente; inicialmente pubescentes y de color pardo dorado, se convierten en rugosos y de color pardo oscuro de óxido en ejemplares más viejos. Hifas hialinas o amarillentas, septadas, sin fíbulas, de 1,6-4 μm de diámetro, formando haces de 15-100 μm de espesor. Numerosas clamidosporas, hialinas en su juventud y marrones en la madurez, generalmente dispuestas en filas y con formas variadas: esféricas, subesféricas, forma de pera, barril o limón; de tamaño 10-12 μm . Algunas presentan apéndices hifoides de hasta 20 μm de longitud.

Huéspedes: Aunque el rango de huéspedes de esta especie es muy amplio, en España se ha detectado en árboles urbanos, especialmente *Acer negundo* y *Platanus x hybrida* y más raramente en *Celtis australis* y *Schinus molle*.

Sintomatología: Penetra en la madera de árboles sanos y debilitados a través de heridas corticales y ramas rotas, causando podredumbre blanca en duramen y albura, necrosis del tejido cortical, chancros y protuberancias en tronco.

Referencias:

- Intini, M., Tello, M.L. (2003). Investigaciones sobre hongos xilófagos de árboles urbanos en Europa: primera cita de *Inonotus rickii* (Pat.) Reid en España. Boletín de Sanidad Vegetal Plagas 29: 277-279.

***Issatchenkia orientalis* Kudryavtsev**
[Anamorfo: *Candida krusei* (Castellani) Berkhout]

Sinónimos: Del anamorfo: *Saccharomyces krusei* Cast., *Endomyces krusei* Cast., *Monilia krusei* (Cast) Cast & Chalmers, *Myceloblastanon krusei* (Cast.) Ota, *Trichosporon krusei* (Cast.) Ciferri & Radaelli, *Mycotoruloides krusei* (Cast.) Langeron & Guerra.

Taxonomía: Reino Fungi, Filo Ascomycota (División Eumycota, Subdivisión Ascomycotina, Clase Hemiascomycetes).

Descripción: Colonias de color crema claro y lisas, con una superficie seca y margenes lobulados, con pseudohifas ramificadas y escasas. Las células son ovoides a elongadas, simples o pareadas, con una o dos yemas en un extremo y de 2-5,5 x 4,0-15 μm .

Huéspedes: Cítricos, principalmente mandarino y naranjo.

Sintomatología: Decoloración de frutos.

Referencias:

- Davis, C. (1986). *Candida krusei*. CMI Descriptions of Pathogenic Fungi and Bacteria N° 874.
- Tuset, J.J., Perucho, R. (2001). First recognition of *Issatchenkia orientalis* in mature citrus fruits in Spain. Plant Disease 85: 335.

***Kabatiella prunicola* (Ellis & Everh) v. Arx**

Sinónimos: *Microstroma tonellianum* Ferraris.

Taxonomía: Reino Fungi, Hongos Mitospóricos (División Eumycota, Subdivisión Deuteromycotina, Clase Coelomycetes).

Descripción: Forma fructificaciones bajo los tejidos epidérmicos del huésped. El tejido estromático se restringe a la base de la fructificación, formando las conidias en la superficie superior. Los acérvulos son hialinos, al igual que las conidias, que carecen de septos, son de forma oval a piriforme y miden 12-22 x 3,5-5,2 μm .

Huéspedes: Cerezo.

Sintomatología: Ataca al fruto del cerezo, produciéndole una mancha amarillenta cuya superficie empieza a arrugarse y después evoluciona rompiéndose la cutícula y epidermis con facilidad, apareciendo otros hongos saprofitos y oscureciéndose el color.

Referencias:

- Mateo-Sagasta, E., Alonso González, A. (1994). *Kabatiella prunicola* (Ellis & Everh) v. Arx en cerezos del Valle del Jerte. Investigación Agraria, Producción y Protección Vegetales. Fuera de serie 2: 417-423.

***Kabatina juniperi* R. Schneid. & Arx.**

Sinónimos: *K. thujae* var *juniperi* (R. Schneid & Arx) M. Morelet.

Taxonomía: Reino Fungi, Hongos Mitospóricos (División Eumycota, Subdivisión Deuteromycotina, Clase Coelomycetes).

Descripción: Los acérvulos subepidérmicos, de 1-2 mm de diámetro, se forman preferentemente en la base de los brotes muertos y se abren atravesando la epidermis en condiciones de humedad, liberando gran cantidad de conidias hialinas aseptadas lisas, de pared delgada, elipsoides, de 4-6,5 x 2-3 μm .

Huéspedes: Diversas Cupresáceas, particularmente especies de *Juniperus* y *Cupressus*.

Sintomatología: Se observan en los brotes del año y aparecen dispersos por la copa. Éstos se marchitan y atabacan como consecuencia de lesiones necróticas que los estrangulan por su base, provocando la muerte de la zona situada por encima. Estos daños son similares a los que están asociados a procesos carenciales o de bajas temperaturas. El hongo no tiene capacidad para penetrar por sí mismo a través de los tejidos sanos de las hojas: precisa heridas provocadas por insectos o por bajas temperaturas, por lo que es frecuente que los síntomas aparezcan después de las heladas.

Referencias:

- Gibson, I. A. S., Sutton, B. C. (1976). *Kabatina thujae*. CMI Description of Pathogenic Fungi and Bacteria N° 489.
- Muñoz López, C., Pérez Fortea, V., Cobos Suárez, P., Hernández Alonso, R., Sánchez Peña, G. (2003). Sanidad Forestal. Guía en imágenes de plagas, enfermedades y otros agentes presentes en los montes. Ed. Mundi-Prensa, Madrid, 576 pp.

***Khuskia oryzae* Hudson**
[Anamorfo: *Nigrospora oryzae* (Berk. & Br.) Petch.]

Sinónimos: Del teleomorfo: *Apiospora oryzae* (H. J. Huds.) Arx, Del anamorfo: *Basisporium gallarum* Molliard, *Monotospora oryzae* Berk. & Broome, *Nigrospora gallarum* (Molliard.) Potl., *N. gossypii* Jacz., *N. sphaerica* E. W. Mason.

Taxonomía: Reino Fungi, Filo Ascomycota (División Eumycota, Subdivisión Ascomycotina, Clase Pyrenomycetes).

Descripción: Teleomorfo: peritecios agrupados, subepidérmicos, erumpentes, globosos a ovoides, de hasta 250 μm de diámetro, con ostiolo papilado, con áreas oscurecidas en el huésped alrededor de cada grupo de peritecios. Ascas de pedicelo corto, unitunicadas, aclavadas de 55-75 x 8,5-12 μm . Ascosporas hialinas, curvadas de 16-21 x 5-7 μm , inicialmente unicelulares pero pudiendo desarrollar un tabique transversal. Anamorfo: conidias globosas a subglobosas, al principio hialinas y de color negro en su madurez, de 10-16 x 10-13 μm , producidas a partir de células hialinas o débilmente oscurecidas, que forman el conidióforo, y cuyas dimensiones oscilan entre 3 y 8 μm de ancho.

Huéspedes: Arroz y trigo.

Sintomatología: En láminas foliares provoca necrosis de distintos tamaños y aspecto, puntuales, alargadas u ovals, de bordes poco definidos, de color marrón. En grano las necrosis son restringidas puntuales o generalizadas; las primeras de color marrón rojizo y las generalizadas de forma irregular y que ocupan entre 1/2 y 1/3 de la superficie del grano.

Referencias:

- Alfaro, A. (1946). El ácaro *Pediculopsis graminum* Reut. y el hongo *Nigrospora oryzae* (Berk. et Br.) Petch., en asociación parasitaria sobre trigos aragoneses. Boletín de Patología Vegetal y Entomología Agrícola 14: 321-334.
- Marín-Sánchez, J. P., Jiménez-Díaz, R. M. (1981). Enfermedades del arroz en las marismas del Guadalquivir. Boletín de Sanidad Vegetal Plagas 7: 3-56.
- Sivanesan, A., Holliday, P. (1971). *Khuskia oryzae*. CMI Descriptions of Pathogenic Fungi and Bacteria N° 311.

***Kretzschmaria deusta* (Hoffm.) P. M. D. Martin**

Sinónimos: *Sphaeria deusta* Hoffm., *Hypoxylon deustum* (Hoffm.) Grev., *Ustulina deusta* (Hoffm.) Lind.

Taxonomía: Reino Fungi, Filo Ascomycota (División Eumycota, Subdivisión Ascomycotina, Clase Pyrenomycetes).

Descripción: Peritecios esparcidos en el estroma inmerso. Ascas cilíndricas, a menudo gelatinizadas, con ocho esporas. Ascosporas uniseriadas, de color marrón oscuro a negro y de forma elipsoide o fusiforme, con extremos agudos, de 26-40 x 6-13 µm.

Huéspedes: Haya, olmo, tilo.

Sintomatología: Causa la podredumbre tanto de raíz como de la base del tronco de las especies infectadas. También sobrevive en árboles muertos y en tocones.

Referencias:

- Commonwealth Mycological Institute (CMI). (1966). Distribution of *Ustulina deusta* (Hoffm. ex Fr.) Petr. CMI Map 417, 1st. edition.
- Hawksworth, D. L. (1972). *Ustulina deusta*. CMI Descriptions of Pathogenic Fungi and Bacteria N° 360.

***Laetiporus sulphureus* (Bull.: Fr.) Mur.**
[Anamorfo: *Sporotrichum versisporum* (C.G. Lloyd) Stalpers]
Podredumbre cúbica

Sinónimos: Diversas especies de los géneros *Agaricus*, *Boletus*, *Ceratomyces*, *Cladomeris*, *Cladoporus*, *Daedalea*, *Grifola*, *Laetiporus*, *Leptoporus*, *Merisma*, *Polypilus*, *Poli-porellus*, *Poliporus*, *Ptychogaster*, *Sistrotema*, *Stereum*, *Sulphurina* y *Tyromyces* hasta completar un total de más de 40 sinónimos.

Taxonomía: Reino Fungi, Filo Basidiomycota (División Eumycota, Subdivisión Basidiomycotina, Clase Basidiomycetes).

Descripción: Carpóforo (basidiocarpo) anual, lignícola, sésil o atenuado en su base. Cara superior pubescente a casi glabra, de color variable: salmón, amarillento, amarillo anaranjado brillante, de color casi blanco al secarse. Superficie de poro amarillo brillante. Basidios aclavados, de 15-18 x 5-7 μm , con cuatro esterigmas. Basidiosporas elipsoidales a ovoides, hialinas, lisas, de pared delgada de 5-7 x 3,5-4,5 μm .

Huéspedes: Amplio rango de huéspedes, tanto planifolios como coníferas, entre las que destacan varias especies de *Cupressus*.

Sintomatología: Debilitamiento de los árboles, síntomas de podredumbre.

Referencias:

- Martín, M. P., García-Figueres, F., Montón, C. (2000). Podredumbre cúbica en *Cupressus macrocarpa* causada por *Laetiporus sulphureus*. Boletín de Sanidad Vegetal Plagas 26: 99-102.
- Van der Westhuizen, G. C. A. (1975). *Laetiporus sulphureus*. CMI Descriptions of Pathogenic Fungi and Bacteria N° 441.

***Laetisaria fuciformis* (McAlp.) Bursd.**
[Anamorfo: *Isaria fuciformis* Berk.]
Hilo o hebra roja

Sinónimos: del teleomorfo: *Hypochnus fuciformis* McAlpine, *Corticium fuciforme* (Berk.) Wakef.

Taxonomía: Reino Fungi, Filo Basidiomycota (División Eumycota, Subdivisión Basidiomycotina, Clase Hymenomycetes).

Descripción: Raramente forma pequeños basidiocarpos a partir de hojas afectadas. Tiene un micelio algodonoso con hifas multinucleadas y sin conexiones en puente (clamp connections), forma masas de artroconidias hialinas de elipsoides a cilíndricas, pero de formas muy irregulares (5-17 x 10-47 μm). Produce formas escleróticas (hebras rojas) a partir de tejidos enfermos, con aspecto de rizomorfos filiformes ramificados, curvados y apuntados de color rojo.

Huéspedes: Afecta a varias especies gramíneas de los céspedes, principalmente de los géneros *Agrostis*, *Festuca*, *Lolium* y *Poa*.

Sintomatología: Afecta a céspedes en épocas húmedas y templadas de primavera y otoño, resultando favorecido por la presencia de rocíos intensos, lluvias suaves y nieblas. Produce manchas o pequeños rodales irregulares de 5 a 30 cm de diámetro, donde las hierbas toman un color verde oscuro de aspecto húmedo. Posteriormente, el tejido foliar se necrosa, pudiendo llegar a secarse totalmente en 2 días, en condiciones favorables. Los rodales afectados crecen, se unen y pueden afectar a grandes áreas de césped. A partir de los ápices de hojas secas se desarrollan estructuras miceliarias escleróticas filiformes, puntiagudas y ramificadas en los extremos, que les dan aspecto de cornamenta de un color rojo intenso, y dan nombre a la enfermedad: "hilo o hebra roja".

Referencias:

- Collar Urquijo, J. (2002). *Laetisaria fuciformis* (McAlp.) Bursd. Hilo o hebra roja. Fichas de diagnóstico en laboratorio de organismos nocivos de los vegetales. Ficha 185. MAPA. Madrid.

***Lasiodiplodia theobromae* (Pat.) Griffon & Maubl.**

Sinónimos: *Botryodiplodia theobromae* Pat. y otros doce más.

Taxonomía: Reino Fungi, Hongos Mitospóricos (División Eumycota, Subdivisión Deuteromycotina, Clase Coelomycetes).

Descripción: En los tejidos atacados los cuerpos fructíferos son picnidios esferoidales, de tamaño 50-70 μm de diámetro y paredes de color negruzco. Conidias jóvenes unicelulares, hialinas, de pared gruesa y base truncada. Conidias maduras, bicelulares, a menudo estriadas longitudinalmente, de 20-30 x 10-15 μm .

Huéspedes: Rosa, aguacate, papaya, *Phoenix* spp.

Sintomatología: Seca de varios brotes o ramas por planta. Las hojas de estos brotes presentan zonas de coloraciones pardo rojizas, enrollamientos, y su estado final es totalmente seco y de textura quebradiza. En la palmera canaria se suele manifestar en las hojas basales. Sobre el raquis aparecen manchas elípticas, de color pardo que corresponden a zonas necrosadas, más grandes a nivel de la inserción de los foliolos. Sobre éstos se observan igualmente manchas, tanto en las partes apicales como a lo largo de los nervios. A veces se observan zonas necróticas sobre el nervio central del foliolo, que hacen que éste se abra y acabe escindido en dos mitades. Finalmente provoca la muerte de las hojas afectadas, por destruir el tejido fotosintético de los foliolos y el tejido parenquimático y vascular del raquis foliar.

Referencias:

- Gallo Llobet, L., Hernández Hernández, J. (1983). Patógenos de debilidad causantes de seca de ramas en diferentes huéspedes de las Islas Canarias. Jornadas sobre Patología Vegetal. Resúmenes de las Comunicaciones presentadas a la IV, V y VI Reuniones Anuales del Grupo Especializado de Fitopatología Microbiana de la Sociedad Española de Microbiología: 74-77. Monografías INIA n° 48.
- Pérez-Piqueres, A., Vicent, A., Armengol, J., García-Jiménez, J. (2000). *Botryodiplodia theobromae* Pat., patógeno en palmeras del género *Phoenix* en la Comunidad Valenciana. Cuadernos de Fitopatología 64: 153-157.
- Prendes, C.; Lorenzo, C.D., Cabrera, R. y Hodgson, F.M. (1990). Efecto de la *Botryodiplodia theobromae* PAT sobre la palmera canaria. Resúmenes del V Congreso Nacional de Fitopatología: 94-98.
- Punithalingam, E. (1976). *Botryodiplodia theobromae*. CMI Descriptions of Pathogenic Fungi and Bacteria N° 519.
- Siverio Nuñez, A., Montesdeoca, M. (1990). Enfermedades de poscosecha en papayas. Resúmenes del V Congreso Nacional de Fitopatología: 168-171.

***Lembosia quercina* (Ellis & G. Martin) Tracy & Earle**

Sinónimos: *Aulographum quercinum* Ellis & G. Martin.

Taxonomía: Reino Fungi, Filo Ascomycota (División Eumycota, Subdivisión Ascomycotina, Clase Loculoascomycetes).

Descripción: Pseudotecio alargado, oblongo a oval oscuro. Ascas bitunicadas, elipsoidales, oblongas, clavadas a subglobosas, engrosadas en el ápice, con 8 ascosporas clavadas a cilíndricas, bicelulares, hialinas y lisas.

Huéspedes: Alcornoque (*Quercus suber*).

Sintomatología: Se ha aislado en hojas de alcornoques afectados por decaimiento, con crecimiento anual de ramas reducido, clorosis, defoliación, puntisecado, producción de brotes epicórmicos y hojas más pequeñas de lo habitual. También se detectan en el tronco y en la base de estos árboles chancros y heridas.

Referencias:

- Luque, J., Parladé, J., Pera, J. (2001). El decaimiento del alcornoque en Cataluña: síntomas y hongos asociados. *Investigacion Agraria: Sistemas y Recursos Forestales* 10: 271-287.

***Lepteutypa cupressi* (Natrass, Booth & Sutton) Swart
[Anamorfo: *Seiridium unicorne* (Cooke & Ellis) Sutton]
Marchitamiento del ciprés**

Sinónimos: Del teleomorfo: *Rhynchosphaeria cupressi* Natrass, Booth & Sutton; del anamorfo: *Pestalotia unicornis* Cooke & Ellis, *Monochaetia unicornis* (Cooke & Ellis) Sacc., *Cryptostictis cupressi* Guba, *Seiridium cupressi* (Guba) Boesew.

Taxonomía: Reino Fungi, Filo Ascomycota (División Eumycota, Subdivisión Ascomycotina, Clase Pyrenomycetes).

Descripción: Teleomorfo: peritecios de 220-350 μm , ascas cilíndricas de 90-110 x 9-12 μm , ascosporas de 16-19 x 6-7,5 μm , oblongas a elipsoides, hialinas a marrones con extremos obtusos o redondeados y tres tabiques transversales. Anamorfo: células conidiógenas anelídicas, conidias de 22-32 x 6-9,5 μm , fusiformes, lisas, con cinco tabiques, las cuatro células de la parte media son de color marrón y las extremas hialinas, cónicas y terminadas en un apéndice.

Huéspedes: Plantas de los géneros *Cupressus*, *Chamaecyparis* y *Juniperus*.

Sintomatología: Pústulas negras en el tronco y ramas, generalmente asociadas a exudados de resina. Más tarde aparecen chancros longitudinales y fisuras, con decoloración del follaje. En caso de ataque grave el árbol se seca, con desprendimiento de resina marrón rojiza.

Referencias:

- Booth, C., Gibson, I. A. S. (1972). *Rhynchosphaeria cupressi*. CMI Descriptions of Pathogenic Fungi and Bacteria n° 325.
- Borrueal, Olano, M., Plaza Campistegui, B. (1996). *Lepteutypa cupressi* (Nat., Booth y Sut.) Swart. Marchitamiento del ciprés. Fichas de diagnóstico en laboratorio de organismos nocivos de los vegetales. Ficha 45. MAPA. Madrid.

***Leptosphaeria coniothyrium* (Fuckel) Sacc.
[Anamorfo: *Coniothyrium fuckelii* Sacc.]**

Sinónimos: Del teleomorfo: *Sphaeria coniothyrium* Fuckel, *Melanomma coniothyrium* (Fuckel) Holm. Del anamorfo: *Coniothyrium fuckelii* Sacc., *Diapleella coniothyrium* (Fuckel) M. E. Barr, *Kalmusia coniothyrium* (Fuckel) Hunhdorf, *Microsphaeropsis fuckelii* (Sacc.) Boerema.

Taxonomía: Reino Fungi, Filo Ascomycota (División Eumycota, Subdivisión Ascomycotina, Clase Loculoascomycetes).

Descripción: Teleomorfo: pseudotecios de color negro, inmersos. Ascas cilíndricas y sésiles con 8 ascosporas de 12-15 x 3,5-4,5 µm, triseptadas, de color pardo oliváceo, de tono pálido y con parafisos hialinos. Anamorfo: picnidios inmersos. Picnidiosporas 2,5-5 x 1,5-2 µm, unicelulares, elipsoidales, de pared lisa y color marrón oliváceo.

Huéspedes: Agracejo, rosa, *Rubus* spp.

Sintomatología: La infección en heridas de tallos jóvenes causa la marchitez de la rama. Produce lesiones vasculares ocultas, que cuando salen a la superficie toman color gris oscuro.

Referencias:

- Commonwealth Mycological Institute (CMI). (1967). Distribution of *Leptosphaeria coniothyrium* (Fuckel.) Sacc. CMI Map 185, 2nd. Edition.
- Punithalingam, E. (1980). *Leptosphaeria coniothyrium*. CMI Descriptions of Pathogenic Fungi and Bacteria n° 663.
- Unamuno, L.M. (1942). Contribución al estudio de los hongos microscópicos de la provincia de Cuenca. Anales del Jardín Botánico de Madrid 2: 7-86.

Leptosphaeria draconis J. Urr.

Taxonomía: Reino Fungi, Filo Ascomycota (División Eumycota, Subdivisión Ascomycotina, Clase Loculoascomycetes).

Descripción: Peritecios esparcidos regularmente, con desarrollo intra y subepidérmico, de forma globosa elipsoide; se abren al exterior por un ostiolo papiliforme provisto de un poro, alrededor del cual se extiende una porción hialina de la pared del peritecio, constituida por células alargadas de membranas delgadas, más o menos destruidas en la madurez. Ascas octospóricas, cilíndricas y redondeadas en el ápice. Ascosporas elípticas, de color pardo, con cinco tabiques transversos, provistas de episporio relativamente grueso.

Huéspedes: Drago (*Dracaena draco* L.)

Sintomatología: Manchas pardas, amarillentas, que avanzan desde el ápice de la hoja, hasta ocupar casi toda su superficie. Se manifiesta primero en las hojas inferiores, mientras que las del centro son atacadas posteriormente. Las manchas son de forma anular, estando limitadas por un área circular incolora, en cuyo centro se observan puntos de color marrón que coinciden con la salida al exterior del poro ostiolar. A medida que la enfermedad va avanzando, las manchas van extendiendo su tamaño y los ápices de las hojas quedan completamente secos, siendo de color marrón en su totalidad.

Referencias:

- De Armas, M., Santiago, C.T., Cabrera, R., Hodgson, F., Lorenzo, C.D., Prendes, C., Plata, P. (1984). Detección del hongo *Leptosphaeria draconis* J. Urr. en hojas de drago (*Dracaena draco* L.). Comunicaciones del III Congreso Nacional de Fitopatología: 58. Puerto de la Cruz. Tenerife.

***Leptosphaeria maculans* (Desm.) Ces & de Not.**
[Anamorfo: *Phoma lingam* (Tode ex Fr.) Desm.]

Sinónimos: Del teleomorfo: *L. alliariae* (Auersw) Rehm, *Sphaeria alliariae* Auersw, *S. lingam* Tode, *S. maculans* Desm. Del anamorfo: *P. brassicae* Thüm, *P. napobrassicae* Rostr., *P. oleracea* Sacc., *Plenodomus lingam* (Tode) Höhnel, etc.

Taxonomía: Reino Fungi, Filo Ascomycota (División Eumycota, Subdivisión Ascomycotina, Clase Loculoascomycetes).

Descripción: Teleomorfo: pseudotecios negros, de forma globosa con pseudoparafisos hialinos. Ascas cilíndricas a aclavadas con 8 ascosporas biseriadas, de 35-70 x 5-8 µm, multiseptadas, cilíndricas a elipsoidales con los extremos redondeados, de color marrón amarillento. Anamorfo: picnidios de dos tipos: los del tipo I (esclerotioideos) son inmersos y posteriormente erumpentes, de forma variable, de 200-500 µm de diámetro y ostiolo estrechos; los del tipo II son globosos, negros, de 200-600 µm de diámetro. Picnidiosporas de 3-5 x 1,5-2 µm, unicelulares, hialinas y cilíndricas.

Huéspedes: Col, colza, mostaza blanca, nabo, repollo.

Sintomatología: Produce la podredumbre seca de raíz, pie y tallo del huésped en cualquier momento del desarrollo de la planta. En las partes dañadas aparece una lesión oval deprimida de color pardo sobre la que se desarrollan puntos negros que son las fructificaciones del hongo.

Referencias:

- Commonwealth Mycological Institute (CMI). (1969). Distribution of *Leptosphaeria maculans* (Desm.) Ces.& De Not. CMI Map 73, 3rd. Edition.
- Laboratorio de criptogamia. (1947). Informe del trabajo llevado a cabo por la Estación de Fitopatología de La Coruña durante 1947. Publicación Estación Fitopatológica Agrícola de La Coruña 39: 29-62.
- Punithalingam, E., Holliday, P. (1972). *Leptosphaeria maculans*. CMI Descriptions of Pathogenic Fungi and Bacteria n° 331.
- Romero-Muñoz F., González-Torres R. (1982). Introducción al estudio epidemiológico del pie negro (*Leptosphaeria maculans*) de la colza en Andalucía. Res. I Congreso Nacional de Fitopatología. Granada. P. 8

***Leptosphaerulina trifolii* (Rostrup) Petrak** **Quemado de la hoja**

Sinónimos: *Sphaerulina trifolii* Rost., *Pleospora trifolii* (Rost.) Petr., *Pseudosphaeria trifolii* (Rost.) Höhn. y 13 más.

Taxonomía: Reino Fungi, Filo Ascomycota (División Eumycota, Subdivisión Ascomycotina, Clase Loculoascomycetes).

Descripción: Teleomorfo: pseudotecios inmersos en la hoja, globosos y erumpentes por el ápice a través de un ancho poro de 120-200 µm de diámetro. Ascas con ocho ascosporas de 25-50 x 10-20 µm, de color pardo pálido, ovoides y ligeramente constreñidas en los 3 ó 4 septos transversales; pueden tener hasta 2 septos longitudinales. Anamorfo: no se ha encontrado.

Huéspedes: Alfalfa, trébol.

Sintomatología: Tanto en pecíolo como en ambas caras del limbo foliar aparecen lesiones pequeñas (unos 3 mm), negras y definidas. Al extenderse dan lugar a manchas de centro pardo y bordes más oscuros. Con humedad la lesión coalesce y produce el quemado de la hoja.

Referencias:

- Booth, C., Pirozynski, K. A. (1981). *Leptosphaerulina trifolii*. CMI Descriptions of Pathogenic Fungi and Bacteria n° 146.
- Collar-Urquijo, J. (1999). *Leptosphaerulina trifolii* (Rost.) Petr. y *L. briosiana* (Poll.) Graham & Lutrell. Manchas foliares. Fichas de diagnóstico en laboratorio de organismos nocivos de los vegetales. Ficha 127. MAPA.
- Moral, J. del, Casado, D., Chica, V. (1994). Aparición en Badajoz de *Leptosphaerulina trifolii* (Rost.) Petr. sobre alfalfa. Boletín de Sanidad Vegetal Plagas 20: 871-879.

***Leveillula taurica* (Lév.) Arnaud**
[Anamorfo: *Oidiopsis taurica* (Lév.) Salmon]
Oidio

Sinónimos: Del teleomorfo: *Erysiphe taurica* Lév., *L. cistacearum* Golovin, *L. compositarum* Golovin, etc. Del anamorfo: *O. boroginaceis* Golovin, *O. cynarae* (Ferraris & Massa) Jacz., *O. gigaspora* (Scalia) Golovin, etc.

Taxonomía: Reino Fungi, Filo Ascomycota (División Eumycota, Subdivisión Ascomycotina, Clase Pyrenomycetes).

Descripción: Teleomorfo: cleistotecios de 135-250 µm de diámetro embebidos en un denso micelio superficial, con numerosos apéndices irregulares de color pardo oliváceo o hialinos. Ascas de 70-110 x 25-40 µm en número aproximado de veinte en cada ascocarpo, conteniendo dos esporas cilíndricas a piriformes, algunas veces ligeramente curvadas, de 25-40 x 12-22 µm. Anamorfo: conidias cilíndricas o naviculares, de 25-95 x 14-20 µm, se desarrollan de forma solitaria en puntos terminales de las hifas.

Huéspedes: Alcachofa, algodón, berenjena, olivo, patata, pimiento, tomate.

Sintomatología: Aparecen puntos cloróticos, seguidos de necrosis en el haz entre las venas. En el envés se forma un masa pulverulenta blanca.

Referencias:

- Commonwealth Mycological Institute (CMI). (1996). Distribution of *Leveillula taurica* (Lév.) Arn. CMI Map 217, 5th. Edition.
- Laboratorio de Criptogamia. (1941). Informe del trabajo llevado a cabo por la Estación de Fitopatología de La Coruña durante 1939-40. Publicación Estación Fitopatología Agrícola de La Coruña 14: 35 pp.
- Laboratorio de Criptogamia. (1943). Informe del trabajo llevado a cabo por la Estación de Fitopatología de La Coruña durante 1942. Publicación Estación Fitopatología Agrícola de La Coruña 23: 21-57.
- Laucirica Alonso, M. (1996). *Leveillula taurica* (Lév.) Arnaud. Oidio del pimiento. Fichas de diagnóstico en laboratorio de organismos nocivos de los vegetales. Ficha 46. MAPA.
- Mukerji, K. G. (1968). *Leveillula taurica*. CMI Descriptions of Pathogenic Fungi and Bacteria n° 182.
- Torés, J. A., Álvarez, J. M. (1994). Oidio. *Sphaerotheca fuliginea*, *Erysiphe cichoracearum*, *Leveillula taurica*. En “Díaz-Ruiz, J. R. y García-Jiménez, J. (edit.): Enfermedades de las cucurbitáceas en España”: 65-69. Monografías de la SEF n° 1. 155 pp.

***Lirula nervisequia* (DC.; Fr.) Darker**
[Anamorfo: *Hypodermina nervisequa* (Link.) Höhn]

Taxonomía: Reino Fungi, Filo Ascomycota (División Eumycota, Subdivisión Ascomycotina, Clase Discomycetes).

Descripción: Teleomorfo: los apotecios se forman por la cara abaxial, siguiendo la línea media de las acículas. Ascas unitunicadas, de 150- 200 x 24-30 μm , conteniendo ocho ascosporas hialinas, aseptadas, lisas, filiformes, de 75-90 x 3-4 μm , con una envoltura mucosa de 3-4,5 μm de espesor que les permite adherirse a la superficie de la acícula. Anamorfo: los cuerpos de fructificación son muy característicos y aparecen como dos líneas negras, resaltadas, paralelas y onduladas que recorren longitudinalmente la parte superior de la acícula sobre el nervio medio. Conidias hialinas, aseptadas lisas, elipsoidales de 2-3 x 1 μm .

Huéspedes: *Abies alba*.

Sintomatología: Causa una caída precoz de acículas que tienen por lo menos dos años de edad. Éstas adoptan una tonalidad pajiza o parda progresiva, y caen en gran número, mientras que una pequeña cantidad de ellas permanecen prendidas, portando los cuerpos de fructificación del hongo. Las ramas más afectadas son las que tienen entre 3 y 6 años, siendo los abetos más viejos los más susceptibles. En general no provoca daños importantes, sólo localmente o en años determinados.

Referencias:

- Minter, D. W., Millar, C. S. (1984). *Lirula nervisequia*. CMI Description of Pathogenic Fungi and Bacteria N° 783.
- Muñoz López, C., Pérez Fortea, V., Cobos Suárez, P., Hernández Alonso, R., Sánchez Peña, G. (2003). Sanidad Forestal. Guía en imágenes de plagas, enfermedades y otros agentes presentes en los montes. Ed. Mundi-Prensa, Madrid, 576 pp.

***Lophodermella conjuncta* (Darker) Darker**

Sinónimos: *Hypodermella conjuncta* Darker.

Taxonomía: Reino Fungi, Filo Ascomycota (División Eumycota, Subdivisión Ascomycotina, Clase Discomycetes).

Descripción: Apotecios embebidos en zonas de las acículas de color marrón grisáceo, formando estructuras dispersas, alargadas o elípticas de más de 3,75 mm de longitud. Ascas unitunicadas cilíndricas o aclavadas de 100-160 x 15-16 μm . Ascosporas filiformes o con forma de clavo alargado, hialinas, aseptadas, lisas, de 75-90 x 3-3,5 μm , rodeadas de una cubierta gelatinosa de 1,5-3 μm de espesor.

Huéspedes: Se ha observado su presencia en *Pinus nigra*.

Sintomatología: Muerte prematura de las acículas, ocasionando la caída precoz del braquiblasto infectado. Las acículas de más de uno o dos años presentan coloraciones típicas pardo-rojizas con bandas o manchas más oscuras en la primavera, antes del comienzo de la nueva brotación. Esta tonalidad marrón puede ser generalizada o alternar con zonas que permanecen verdes en las proximidades de las zonas infectadas. Los árboles muy afectados sólo presentan en el extremo de las ramas las acículas en desarrollo del año en curso.

Referencias:

- Millar, C. S., Minter, D. W. (1980). *Lophodermella conjuncta*. CMI Description of Pathogenic Fungi and Bacteria N° 658.
- Muñoz López, C., Pérez Fortea, V., Cobos Suárez, P., Hernández Alonso, R., Sánchez Peña, G. (2003). Sanidad Forestal. Guía en imágenes de plagas, enfermedades y otros agentes presentes en los montes. Ed. Mundi Prensa, Madrid, 576 pp.

***Lophodermium juniperinum* (Fr.) de Not**

Sinónimos: *L. juniperi* (Grev.) Darker, *Lophodermina juniperina* (Fr.) Tehon, *Hysterium juniperinum* Fr., *H. juniperi* Grev.

Taxonomía: Reino Fungi, Filo Ascomycota (División Eumycota, Subdivisión Ascomycotina, Clase Discomycetes).

Descripción: Teleomorfo: ascoma elíptico de 0,5-0,9 x 0,35-0,5 mm, levantado sobre la superficie del sustrato y abriéndose por una hendidura longitudinal que ocupa unos 7/8 de la longitud del ascoma. Ascas con maduración secuencial de 75-110 x 15-17 µm, cilíndricas, de pared delgada, ápice obtuso, sin engrosamiento apical, con dehiscencia a través de una pequeña grieta apical. Ascosporas en fascículos, a veces ligeramente curvadas helicoidalmente, cilíndricas, estrechándose hacia su base de 55-70 x 2-3,5 µm, hialinas, aseptadas, rodeadas de una cubierta gelatinosa de 2-3 µm de espesor. Anamorfo: conidias hialinas, cilíndricas de 5-7 x 1 µm, aparentemente con función espermacial.

Huéspedes: *Juniperus* de la sección “enebros” principalmente.

Sintomatología: Causa defoliación precoz. Sobre acículas de más de un año de edad se observan moteados o pequeñas manchas pardas que oscurecen y están rodeadas de una zona clorótica. Las manchas se extienden y provocan que las acículas adquieran una tonalidad parda generalizada y caigan. Habitualmente se comporta como patógeno oportunista que coloniza acículas viejas o sometidas a algún tipo de estrés.

Referencias:

- Cannon, P. F., Minter, D. W. (1984). *Lophodermium juniperinum*. CMI Description of Pathogenic Fungi and Bacteria N° 797.
- Muñoz López, C., Pérez Fortea, V., Cobos Suárez, P., Hernández Alonso, R., Sánchez Peña, G. (2003). Sanidad Forestal. Guía en imágenes de plagas, enfermedades y otros agentes presentes en los montes. Ed. Mundi Prensa, Madrid, 576 pp.

***Lophodermium pinastri* (Schrad. ex Hook) Chev.
[Anamorfo: *Leptostroma pinastri* Desm.]**

Sinónimos: Del teleomorfo: *Hysterium pinastri* Schrad., *Hypoderma pinastri* De Candolle, *Lophodermellina pinastri* (Schrad ex Hook) Höhn., *Aporia obscura* Duby, *Schizothyrium obscurum* (Duby) Sacc., *Lophodermium pinicolum* Tehon.

Taxonomía: Reino Fungi, Filo Ascomycota (División Eumycota, Subdivisión Ascomycotina, Clase Discomycetes).

Descripción: Teleomorfo: apotecios negros y alargados. Ascocarpos parcialmente subepidérmicos, anfígenos, negros cuando están húmedos y, al secarse, aparecen negros en el centro rodeados de una banda gris y un halo exterior fino de color negro. Forma líneas estromáticas negras. Ascas cilíndricas que contienen 8 ascosporas. Parafisos filiformes y tan largos como las ascas. Ascosporas alargadas y filiformes, de 70-110 x 2 µm. Anamorfo: picnidios subepidérmicos. Conidias de forma bacilar, de 4,5-6,25 µm de longitud.

Huéspedes: Pino.

Sintomatología: Infecta a las acículas jóvenes en las que sólo se extiende cuando éstas senescen o se encuentran infectadas por otro patógeno. Las colonias del hongo se delimitan por líneas estromáticas negras.

Referencias:

- Commonwealth Mycological Institute (CMI). (1968). Distribution of *Lophodermium pinastri* (Schrad. ex Fr.) Chev. CMI Map 371, 2nd. Edition.
- Laboratorio de Criptogamia. (1943). Informe del trabajo llevado a cabo por la Estación de Fitopatología de La Coruña durante 1942. Publicación Estación Fitopatología Agrícola de La Coruña 23: 21-57.
- Martínez, J.B. (1942). La micosis del *Pinus insignis* (*Pinus radiata*) en Guipúzcoa. Publicación Instituto Forestal Investigaciones Experimentales 8: 72 pp.
- Minter, D.W., Miller, C. S. (1978). *Lophodermium pinastri*. CMI Descriptions of fungi and Bacteria N° 567.
- Scott, C.W. (1962). *Pinus radiata*. F.A.O. Forest Production Studies 14: 328pp.

***Lophodermium seditiosum* Minter, Staley & Millar**
[Anamorfo: *Leptostroma rostrupii* Minter]
Defoliación de acículas jóvenes

Taxonomía: Reino Fungi, Filo Ascomycota (División Eumycota, Subdivisión Ascomycotina, Clase Discomycetes).

Descripción: Teleomorfo: ascocarpos de 800-1500 µm de longitud, totalmente cubiertos por la epidermis del hospedante. Ascas unitunicadas, cilíndricas, de 140-170 x 11-13 µm. Ascosporas filiformes, de 90-120 µm de longitud, a veces curvadas espiralmente en su parte superior, envueltas en una cubierta gelatinosa. Anamorfo: picnidios subepidérmicos, a menudo coalescentes, de 300-500 µm. Conidias bacilariformes de 6-8 µm de longitud.

Huéspedes: Todas las especies de pinos. Muy sensible *Pinus sylvestris*.

Sintomatología: Similares a los producidos por *L. pinastri*, pero mucho más graves, pudiendo afectar a las acículas del año en curso desde finales del verano y durante el otoño, a las que mata antes de su segundo periodo vegetativo. Los primeros síntomas son pequeños moteados cloróticos que más tarde adquieren tonalidades pardo-rojizas. En función de la abundancia de éstos, se pueden producir defoliaciones importantes. Los síntomas finales son el atabacamiento generalizado de las acículas y la caída de éstas a partir de junio-julio. Normalmente es el follaje de las ramas bajas el que suele resultar más dañado.

Referencias:

- Minter, D. W., Millar, C. S. (1978). *Lophodermium seditiosum*. CMI Description of Pathogenic Fungi and Bacteria N° 568.
- Muñoz López, C., Pérez Fortea, V., Cobos Suárez, P., Hernández Alonso, R., Sánchez Peña, G. (2003). Sanidad Forestal. Guía en imágenes de plagas, enfermedades y otros agentes presentes en los montes. Ed. Mundi-Prensa, Madrid, 576 pp.

***Macrophomina phaseolina* (Tassi) Goidanich**

Sinónimos: *Sclerotium bataticola* Taub.

Taxonomía: Reino Fungi, Hongos Mitospóricos (División Eumycota, Subdivisión Deuteromycotina, Clase Coelomycetes).

Descripción: Los picnidios pardo oscuros son inmersos al principio y luego erumpentes y están abiertos por un ostiolo apical. Los conidióforos son simples y llevan conidias unicelulares, hialinas y alargadas, elipsoides u ovoides, rodeadas de una membrana gruesa, que miden 14-30 x 5-10 µm. El estado esclerocial se denomina *Rhizoctonia bataticola* (Taubenhaus) Britton-Jones. Forma esclerocios negros, duros y de pared lisa, de 100 µm a 1mm de diámetro.

Huéspedes: Frutales, girasol, leguminosas, melón, sandía, soja.

Sintomatología: Causa lesiones de color pardo oscuro en raíces, tras lo cual las plantas infectadas pueden mostrar un plateado característico en las capas epidérmicas y subepidérmicas de la base del tallo y la raíz pivotante. El hongo se extiende a los tejidos vasculares formando esclerocios. Las plantas enanizan y maduran prematuramente.

Referencias:

- García-Jiménez, J. (1994). Decaimiento de ramas por *Macrophomina phaseolina*. En (Díaz Ruiz, J.R.; García-Jiménez, J.) Enfermedades de las Cucurbitáceas en España. Monografías de la SEF 1: 54.
- Jiménez-Díaz, R., Montes-Agustí, F. (1974). *Sclerotium bataticola* Taub. patógeno de la soja (*Glycine max*) en España. Anales del Instituto Nacional de Investigaciones Agrarias. Protección Vegetal 4: 19-25.
- Jiménez-Díaz, R.M., Blanco López, M.A., Sackston, W.E. (1983). Incidence and distribution of charcoal rot caused by *Macrophomina phaseolina* on sunflower in Spain. Plant Disease 67: 1033-1036.
- Lobo Ruano, M. (1991). Las graves alteraciones de melonares y sandiares. Boletín de Sanidad Vegetal, Plagas 17: 133-163.
- Trapero-Casas, A., Jiménez-Díaz, R. M. (1985). Fungal wilt and root diseases of chick-pea in southern Spain. Phytopathology 75: 1146-1151.

***Magnaporthe grisea* (Herbert) Barr [Anamorfo: *Pyricularia oryzae* Briosi & Cavara y *Pyricularia grisea* Sacc.]**
Quemado del arroz

Taxonomía: Reino Fungi, Filo Ascomycota (División Eumycota, Subdivisión Ascomycotina, Clase Pyrenomycetes).

Descripción: El teleomorfo no se ha encontrado en la naturaleza. Anamorfo: conidias obpiriformes, redondeadas en su base y atenuadas en su ápice, de color verde pálido o hialinas, con 2 ó más septos y que miden 20-26 x 8-10 µm según el aislado y las condiciones de crecimiento. Las conidias se producen individualmente o en puntos sucesivos de crecimiento simpódico del conidióforo, normalmente simple y de escasas ramificaciones. El nombre del anamorfo *P. oryzae* se ha usado para el hongo que aparece en el arroz, diferenciándolo de *P. grisea* que se encuentra en otros cereales y gramíneas.

Huéspedes: Arroz, avena, cebada, mijo, panizo, pratenses.

Sintomatología: Produce manchas en hojas, nudos, parte de la panícula y grano y, menos comúnmente, en la vaina foliar. Comienza por pequeños puntos amarillentos que se extienden en forma elipsoide algo puntiaguda en los extremos con el margen pardo rojizo y el centro gris o blancuzco, de 1 a 1,5 cm de longitud. Si ataca la panícula, la rompe por la base, quedando el tallo de color pardo con el aspecto de quemado.

Referencias:

- Benlloch, M. (1975). Experiencias de lucha contra las enfermedades del arroz, originadas por el *Sclerotium oryzae* Catt. y la *Pyricularia oryzae* Cav. año 1973. Anales del Instituto Nacional de Investigaciones Agrarias. Protección Vegetal 5: 11-40.
- Commonwealth Mycological Institute (CMI). (1968). Distribution of *Pyricularia oryzae* Cav. CMI Map 51, 5th. Edition.
- Marín-Sánchez, J.F., Jiménez-Díaz, R. M. (1981). *Pyricularia oryzae* and *Nakataea sigmoidea* pathogens of rice in southern Spain. Phytopathologia Mediterranea 20: 89-95.
- Marín-Sánchez, J.P., Segarra, J., Almacellas, J. (1992). Enfermedades de los cereales en Cataluña en 1988-90. Investigación Agraria, Producción y Protección Vegetales 7: 261-275.

- Páez-Sánchez, J. I., Montes-Agustí, F., García-Fernández, M., Vega Guillén, J. M. (2002). *Pyricularia oryzae* Cavara. Piriculariosis, quemazón, añublo. Fichas de diagnóstico en laboratorio de organismos nocivos de los vegetales. Ficha 197. MAPA.
- Subramanian, C. V. (1968). *Pyricularia oryzae*. CMI Descriptions of Pathogenic Fungi and Bacteria N° 169.

***Magnaporthe salvinii* (Cattaneo) Krause & Webster** **[Anamorfo: *Nakatea sigmoidea* Hara]**

Sinónimos: Del teleomorfo: *Leptosphaeria salvinii* Cattaneo. Del anamorfo: *Curvularia sigmoidea* (Cav.) Hara, *Helminthosporium sigmoideum* Cav., *Sclerotium oryzae* Catt., *Vakrabeeja sigmoidea* (Cav.) Subram.

Taxonomía: Reino Fungi, Filo Ascomycota (División Eumycota, Subdivisión Ascomycotina, Clase Pyrenomycetes).

Descripción: Anamorfo: conidias obpiriformes, frecuentemente sigmoides, triseptadas, redondeadas por debajo y atenuadas por arriba, de color verde pálido o hialinas, que miden 40-83 x 11-14 µm, producidas individualmente o en puntos sucesivos de crecimiento del conidióforo marrón, liso, rara vez ramificado, cilíndrico y de color marrón. Se encuentra principalmente en estado esclerocial, de denominación *Sclerotium oryzae*. Los esclerocios son esféricos o subesféricos, de color negro y miden 200-300 µm de diámetro.

Huéspedes: Arroz.

Sintomatología: Causa podredumbre del tallo de arroz, infectando a las raíces y a las vainas de las hojas inferiores, causando el encamado y muerte de algunas de las plantas infectadas.

Referencias:

- Benlloch, M. (1975). Experiencias de lucha contra las enfermedades del arroz, originadas por el *Sclerotium oryzae* Catt. y la *Pyricularia oryzae* Cav. año 1973. Anales del Instituto Nacional de Investigaciones Agrarias. Protección Vegetal 5: 11-40.
- Commonwealth Mycological Institute (CMI). (1996). Distribution of *Magnaporthe salvinii*. CMI Map 448, 4th. Edition.
- Ellis, M. B., Holliday, P. (1972). *Leptosphaeria salvinii* (conidial state: *Nakatea sigmoidea*). CMI Descriptions of Pathogenic Fungi and Bacteria N° 344.
- Marín, J.P., Segarra, J., Almacellas, J. (1992). Enfermedades de los cereales en Cataluña en 1988-90. Investigación Agraria, Producción y Protección Vegetales 7: 261-275.
- Marín-Sánchez, J.F., Jiménez-Díaz, R. M. (1981). *Pyricularia oryzae* and *Nakataea sigmoidea* pathogens of rice in southern Spain. Phytopathologia Mediterranea 20: 89-95

- Páez-Sánchez, J. I., García-Fernández, M., Vega Guillén, J. M., Montes-Agustí, F (2002). *Sclerotium oryzae* Cattaneo. Mal de pie. Fichas de diagnóstico en laboratorio de organismos nocivos de los vegetales. Ficha 200. MAPA.
- Smith, I.M., Dunez, J., Phillips, D.H., Lelliott, R.A., Archer, S.A. (1992). Manual de enfermedades de las plantas. Ediciones Mundi-Prensa, Madrid. pp. 382.

***Marthamyces panizzei* (De Not.) Minter**
[Anamorfo: *Phyllosticta* sp.]
“Quema” o “socarrina” del olivo

Sinónimos: *Stictis panizzei* De Not., *Propolis panizzei* (De Not.) Sherwood.

Taxonomía: Reino Fungi, Filo Ascomycota (División Eumycota, Subdivisión Ascomycotina, Clase Discomycetes).

Descripción: Teleomorfo: apotecio inmerso. Ascas alargadas y cilíndricas con ocho ascosporas. Ascosporas hialinas, filiformes, multiseptadas, de superficie lisa y de 50-60 x 1-1,5 μm . Anamorfo: bajo la epidermis del envés, el anamorfo forma numerosos picnidios con esporas unicelulares y bacilares, de 3-4 x 0,5-0,8 μm .

Huéspedes: Olivo.

Sintomatología: Sobre la hoja se forman manchas irregulares de color rojizo con márgenes difusos que se vuelven marrones, limitadas por una línea saliente marrón oscura. En el envés se forman ligeras depresiones sobre las que saldrán los picnidios. En la época de otoño se forman sobre el haz unas pústulas negras, los apotecios.

Referencias:

- Benlloch, M. (1943). La “quema” o “socarrina” de las hojas del olivo, producida por *Stictis panizzei* De Not., en España. Instituto Nacional de Investigaciones Agronómicas. Estación de Fitopatología Agrícola de Madrid. Trabajos (Serie Fitopatología) núm. 105. 9 pp.
- Benlloch, M. (1945). Clave para reconocer las plagas y enfermedades del olivo por sus síntomas externos. Publicación Estación Fitopatológica Agrícola de Madrid 16. 14 pp.

***Mastigosporium rubricosum* (Dearn. & Barthol.) Nannf.
Manchas foliares del dactilo**

Sinónimos: *Fusoma rubricosum* Dearn. & Barthol., *Mastigosporium rubricosum* var. *agrostidis* Bollard.

Taxonomía: Reino Fungi, Hongos Mitospóricos (División Eumycota, Subdivisión Deuteromycotina, Clase Hyphomycetes).

Descripción: Conidias hialinas, elípticas o subcilíndricas con 3 septos y que se originan a partir de conidióforos cortos reunidos generalmente en esporodoquios.

Huéspedes: Afecta exclusivamente al dactilo; la sensibilidad a la enfermedad varía mucho dependiendo del cultivar.

Sintomatología: Lesiones foliares pequeñas y ovaladas, más o menos alargadas, de color marrón oscuro y cuyo centro clarea al aumentar de tamaño. A veces los tejidos adyacentes toman un tono más rojizo o violáceo. Cuando el número de manchas es elevado, se produce una clorosis de la hoja y posterior muerte de los tejidos. Es una enfermedad de desarrollo primaveral u otoñal.

Referencias:

- Collar Urquijo, J. (1996). *Mastigosporium rubricosum* (Dearn. y Barth.) Nannf. Manchas foliares. Fichas de diagnóstico en laboratorio de organismos nocivos de los vegetales. Ficha 48. MAPA. Madrid.

***Melampsora allii-populina* Kleb.**
Roya del chopo

Taxonomía: Reino Fungi, Filo Basidiomycota (División Eumycota, Subdivisión Basidiomycotina, Clase Urediniomycetes).

Descripción: Es una roya heteroica macrocíclica. Los ecios, sin peridio ni parafiso, son de color anaranjado; las eciosporas, reunidas en cadena, son ovales y miden 10-12 x 14-16 μm . Forma uredinios de color anaranjado y de pequeño tamaño sobre los que se forman las uredinosporas, redondeadas, siempre acompañadas de parafisos, de tamaño igual que las eciosporas. Los telios de pequeño tamaño, llevan las teliosporas cilíndricas, unicelulares, de 22-25 x 7-12 μm y recubiertas por la epidermis del huésped, que se abre cuando éstas están maduras.

Huéspedes: Chopos de las secciones Aigeiros y Tacamahaca.

Sintomatología: Los tejidos parasitados se debilitan, pudiendo llegar, en casos extraordinarios, a producir defoliaciones parciales y retrasos en la madurez de los brotes. Los espermogonios y ecios se forman sobre especies del género *Allium* y *Arum*, mientras que uredinios y telios aparecen en chopo.

Referencias:

- Smith, I.M., Dunez, J., Phillips, D.H., Lelliott, R.A., Archer, S.A. (1992). Manual de enfermedades de las plantas. Ediciones Mundi-Prensa, Madrid.
- Torres Juan, J. (1964). Principales enfermedades que atacan a las frondosas en España. Servicio de plagas forestales, Ministerio de Agricultura. Madrid.

***Melampsora lini* (Ehrenb.) Desm.**
Roya del lino

Taxonomía: Reino Fungi, Filo Basidiomycota (División Eumycota, Subdivisión Basidiomycotina, Clase Urediniomycetes).

Descripción: Roya macrocíclica y autoica. Forma picnidios anfígenos en grupos de 5-10. Los ecios, sin peridio ni parafiso, son de color anaranjado y suelen encontrarse asociados a los picnidios formando círculos concéntricos. Las eciosporas son elipsoidales y tienen un diámetro de 15-25 μm . Los uredios son pulverulentos y de color anaranjado, con urediosporas elipsoidales a obovadas de pared hialina finamente equinulada de 15-25 x 14-22 μm de tamaño. Los telios, circulares o alargados, toman un color pardo rojizo que se torna negro en la madurez. Las teliosporas son unicelulares y están recubiertas por la epidermis del huésped que se abre cuando éstas están maduras; son cilíndricas de 45-80 x 8-12 μm con la pared amarillenta y la parte superior de color pardo claro.

Huéspedes: Lino.

Sintomatología: Aparecen pústulas eciales naranja-amarillentas sobre ambas superficies de la hoja, primero subepidérmicas y luego erumpentes. Los uredinios aparecen más tarde en las hojas, capullos y, en ocasiones, tallos; al principio son subepidérmicos y luego pulverulentos. En los tallos y hojas aparecerán, por último, los telios. Estos se manifiestan como costras pardo rojizas que con el tiempo se vuelven negras.

Referencias:

- Commonwealth Mycological Institute (CMI). (1991). Distribution of *Melampsora lini* (Ehrenb.) Lév. CMI Map 68, 5th. Edition.
- Gjaerum, H.B., Sunding, P. (1986). Flora of Macronesia: Checklist of rust fungi (Uredinales). Sommerfeltia 4: 42 pp.
- Unamuno, L.M. (1942). Contribución al estudio de los hongos microscópicos de la provincia de Cuenca. Anales del Jardín Botánico de Madrid 2: 7-86.

***Melampsora populnea* (Pers.) P. Karst.**

Curvatura de los brotes

Sinónimos: 14 sinónimos, algunos de ellos como formas especializadas que a veces son consideradas como especies diferentes: f. sp. *pinitorqua* (= *M. pinitorqua*), f. sp. *laricis* (= *M. laricis*) y f. sp. *rostrupii* (= *M. rostrupii*).

Taxonomía: Reino Fungi, Filo Basidiomycota (División Eumycota, Subdivisión Basidiomycotyna, Clase Urediniomycetes).

Descripción: Uredosporas de 15-25 x 11-18 µm producidas en uredios pequeños de color anaranjado. Los telios también son pequeños y contienen teliosporas de 22-60 x 7-12 µm. Las ecidiosporas de la f.sp. *pinitorqua* miden 14-20 x 13-17 µm, las de la f. sp. *laricis*, 14-17 x 12-16 µm y las de la f. sp. *rostrupii*, 13-24 x 11-17 µm.

Huéspedes: El estado uredal y telial se desarrolla en el envés de las hojas de *Populus tremula* y *P. alba*. La f.sp. *pinitorqua* también afecta a *P. canescens*, y la f. sp. *rostrupii* a *P. tremeloides*. El estado ecial y espermogonial tiene lugar en diferentes especies: la f. sp. *pinitorqua* en pinos, principalmente *P. sylvestris*, la f.sp. *laricis* en *Larix decidua* y la f.sp. *rostrupii* en plantas herbáceas silvestres del género *Mercurialis*.

Sintomatología: Causa curvatura y crecimiento distorsionado de los brotes en los pinos. Los daños dependerán del diámetro de la rama afectada. Los brotes jóvenes se secan completamente, ya que el hongo los coloniza y anilla rápidamente. Las ramas más gruesas es más frecuente que superen la lesión, pero vegetan en malas condiciones y, en todo caso, deformadas. En pinos jóvenes puede provocar la muerte de las copas o su deformación. Sobre el chopo provoca principalmente caída prematura de las hojas, pero son ataques de poca importancia.

Referencias:

- Muñoz López, C., Pérez Fortea, V., Cobos Suárez, P., Hernández Alonso, R., Sánchez Peña, G. (2003). Sanidad Forestal. Guía en imágenes de plagas, enfermedades y otros agentes presentes en los montes. Ed. Mundi-Prensa, Madrid, 576 pp.
- Smith, I. M., Dunez, J., Lelliot, R. A., Phillips, D. H., Archer, S. A. (edit.) (1988). European handbook of plant diseases. Blackwell Scientific Publications. 583 pp.
- Trapero, A., Sánchez-Hernández, E.: Apuntes de Patología Forestal. Escuela Técnica Superior de Ingenieros Agrónomos y de Montes. Universidad de Córdoba. 257 pp.

Melampsora ricini Noronha Roya del ricino

Sinónimos: *Melampsora euphorbiae* (Schub.) Castagne.

Taxonomía: Reino Fungi, Filo Basidiomycota (División Eumycota, Subdivisión Basidiomycotina, Clase Urediniomycetes).

Descripción: Roya autoica. Los ecios y los picnios se desconocen. Forma uredinios en grupos, de color anaranjado y de pequeño tamaño, sobre los que se forman las urediniosporas; son ovoides o elipsoidales, de 20-30 x 12-20 μm y paredes de color anaranjado. Los telios son subepidérmicos y aparecen en puntos de 1-2 mm de color marrón claro, a menudo con un halo clorótico en el dorso de la hoja. Las teliosporas son unicelulares y están recubiertas por la epidermis del huésped, que se abre cuando éstas están maduras; son prismáticas y redondeadas en el ápice, de 25-60 μm de largo y 6-12 μm de ancho.

Huéspedes: *Euphorbia lagascae*, ricino.

Sintomatología: Causa defoliaciones y marchitamiento prematuro en las plantas que parasita.

Referencias:

- Gjaerum, H.B., Sunding, P. (1986). Flora of Macronesia: Checklist of rust fungi (Uredinales). *Sommerfeltia* 4: 42 pp.
- Stevenson, J.A. (1926). Foreign plant disease. A manual of economic plant diseases which are new or not widely distributed in the USA. 198 pp. US Department of Agriculture, Federal Horticultural Board, USA.
- Villalobos, M.J.P., Jellis, G.J. (1992). Occurrence of *Melampsora euphorbiae* on *Euphorbia lagascae* in south-east Spain. *Plant Pathology* 41: 370-371.

***Microsphaera alphitoides* Griffon & Maubl.**
[Anamorfo: *Oidium quercinum* Thüm]
Oidio del roble

Sinónimos: Del teleomorfo: *Microsphaera quercina* (Schwein.) Burr.; *M. extensa* Cooke & Peck.; *M. alni* (Wallr.) Wint em Salm., *Erysiphe alphitoides* (Griffon & Maubl.) U. Braun & S. Takam, *E. quercina* Schwein. Del anamorfo: *Oidium alphitoides* Griffon & Maubl.

Taxonomía: Reino Fungi, Filo Ascomycota (División Eumycota, Subdivisión Ascomycotina, Clase Pyrenomycetes).

Descripción: Teleomorfo: cleistotecios de color primero amarillento y más tarde negro, de 100-150 μm de diámetro, provistos de 10 a 20 fulcros con extremos ramificados dicotómicamente. El cleistotecio contiene de 8 a 15 ascas con 1-6 ascosporas ovales cada una, que miden 8-14 x 18-25 μm . Anamorfo: conidióforos erectos, con cadenas de conidias elípticas hialinas, con 2-8 conidias de tamaño variable, de 28-36 x 17-22 μm y con numerosas vacuolas en su interior.

Huéspedes: Afecta principalmente a especies de *Quercus*, que varían en su sensibilidad; ocasionalmente se puede encontrar sobre *Fagus sylvatica* y *Castanea sativa*.

Sintomatología: Al final de la primavera aparece sobre hojas y brotes jóvenes una masa afieltrada blanca constituida por el micelio y las conidias del hongo. Durante el verano continúan las reinfecciones por distintas generaciones de la fase conídica. Si el ataque es grave las hojas se abarquillan, marchitan y caen prematuramente.

Referencias:

- Mansilla Vázquez, P., Abelleira Argibay, A., Pintos Varela, C. (1999). *Microsphaera alphitoides* Griffon y Maubl. Oidio del roble. Fichas de diagnóstico en laboratorio de organismos nocivos de los vegetales. Ficha 128. MAPA. Madrid.
- Muñoz López, C., Pérez Fortea, V., Cobos Suárez, P., Hernández Alonso, R., Sánchez Peña, G. (2003). Sanidad Forestal. Guía en imágenes de plagas, enfermedades y otros agentes presentes en los montes. Ed. Mundi-Prensa

***Microsphaera platani* Howe [Anamorfo: *Oidium* sp] Oidio del plátano**

Sinónimos: del teleomorfo: *Erysiphe platani* (Howe) U. Braun & S. Takam., *M.alni* f.sp. *platani* Howe.

Taxonomía: Reino Fungi, Filo Ascomycota (División Eumycota, Subdivisión Ascomycotina, Clase Pyrenomycetes).

Descripción: Anamorfo: el micelio es muy superficial y se organiza densamente estableciendo contacto con el huésped mediante apresorios y haustorios. Conidióforos erectos de longitud media y con 1-3 tabiques, con células basales cilíndricas. Conidias abundantes, elípticas a rectangulares; no presentan cuerpos de fibrosina pero sí vacuolas, generalmente nacen individualizadas, aunque ocasionalmente forman cadenas de 2 ó 3 esporas, con superficies rugosas a reticuladas, $20,5-34 \times 11-20$ (-21) μm . Tubo germinativo apical. Teleomorfo: en España no se suele observar el teleomorfo. Tiene ascocarpos negros y circulares, de $58-81 \mu\text{m}$ de diámetro, con apéndices ramificados dicotómicamente. Los ascocarpos contienen varias ascas, casi esféricas, de $35-53 \times 31-42 \mu\text{m}$, que contienen de 3 a 6 ascosporas. Las ascosporas son de elipsoidales a ovoides, amarillo pálidas, y miden $19-22 \times 13-16 \mu\text{m}$.

Huéspedes: *Platanus* spp.

Sintomatología: Las hojas se cubren de un micelio denso de color blanco. Se observan malformaciones y enrollamientos de los bordes de las hojas. Por debajo de la densa capa de micelio aparecen extensas áreas cloróticas. La densidad del micelio provoca alteraciones en la fotosíntesis y en los procesos respiratorios. Este hongo causa daños estéticos y defoliación prematura en especies de plátanos de sombra. Si las infecciones son extensas disminuye el crecimiento del árbol.

Referencias:

- Colino Nevado, M. I., Santiago Merino, R., Arribas Fernández, M. C. (2005). *Microsphaera platani* Howe. Oidio del plátano. Fichas de diagnóstico en laboratorio de organismos nocivos de los vegetales. Ficha 250. MAPA. Madrid.
- Muñoz López, C., Pérez Fortea, V., Cobos Suárez, P., Hernández Alonso, R., Sánchez Peña, G. (2003). Sanidad Forestal. Guía en imágenes de plagas, enfermedades y otros agentes presentes en los montes. Ed. Mundi-Prensa, Madrid, 576 pp.

Microstroma juglandis (Berenger) Sacc.

Taxonomía: Reino Fungi, Filo Basidiomycota (División Eumycota, Subdivisión Basidiomycotina, Clase Hymenomyces).

Descripción: En el envés de las hojas aparecen unas eflorescencias compuestas de basidios desnudos, con basidiosporas ovales de 3-7 x 2-3 μm . En medio PDA produce colonias mucosas, de color blanco o crema y con aspecto de levadura, compuestas de células aclavadas u ovoides-elipsoides, de tamaño similar a las basidiosporas, y que se reproducen por gemación unipolar.

Huéspedes: Nogal.

Sintomatología: Causa manchas foliares poligonales: en el envés aparecen las eflorescencias del hongo, compuesta por los basidios y basidiosporas. En el haz se observa una coloración verde claro, sin eflorescencias. Al final se necrosa la zona afectada.

Referencias:

- García-Jiménez, J., Armengol, J., Martínez-Ferrer, G., Alonso, A. (1993). *Microstroma juglandis*, agente causal de una nueva enfermedad del nogal en España. Cuadernos de Fitopatología 38: 124-125
- García-Jiménez, J., Armengol, J., Martínez-Ferrer, G. (1995). First report of downy spot of walnuts caused by *Microstroma juglandis* in Spain. Plant Disease 97: 766-769.
- Unamuno, L.M. (1942). Contribución al estudio de los hongos microscópicos de la provincia de Cuenca. Anales del Jardín Botánico de Madrid 2: 7-86.

***Monilinia fructigena* (Aderhold & Ruhl.) Honey [Anamorfo: *Monilia fructigena* Pers.]**

Sinónimos: Del teleomorfo: *Sclerotinia fructigena* Aderhold & Ruhl., *Stromatinia fructigena* (J. Schröt.) Boud.

Taxonomía: Reino Fungi, Filo Ascomycota (División Eumycota, Subdivisión Ascomycotina, Clase Discomycetes).

Descripción: Teleomorfo: apotecios de color marrón amarillento. Ascas cilíndricas ligeramente pedunculadas, dispuestas en empalizada, con ocho ascosporas uniseriadas. Ascosporas elípticas a ovoides, unicelulares y de 9-12,5 x 5-6,8 µm. Anamorfo: micelio hialino que, al envejecer, forma una costra estromática oscura. Las hifas se hacen zonadas en respuesta a la iluminación diurna. Conidias hialinas, ovoides o alimonadas con los extremos truncados, de 12-34 x 6-15 µm, que se encuentran en cadenas ramificadas, agrupadas en esporodoquios de color blanco crema a pardo pálido.

Huéspedes: Manzano, *Prunus* spp., peral, frutales de hueso.

Sintomatología: Causa la podredumbre del fruto, produciendo pústulas conídicas erumpentes, a menudo en círculos concéntricos. En cultivares sensibles se extiende a brotes jóvenes, causando chancros locales y marchitez en los ramos de crecimiento.

Referencias:

- Benlloch, M. (1931). El moho de las frutas. Boletín Patología Vegetal y Entomología Agrícola 5: 134-136.
- Commonwealth Mycological Institute (CMI). (1990). Distribution of *Monilinia fructigena* Aderh. & Ruhl. CMI Map 22, 5th. Edition.
- De Cal, A., Melgarejo, P. (1999) Effects of long-wave light on *Monilinia* growth and identification of species. Plant Disease 83: 62-65.
- De Cal, A., Melgarejo, P. (2000). Momificado de los frutales de hueso (*Monilia* spp.). En “Montesinos *et al.* (edit.) Enfermedades de los frutales de pepita y de hueso: 66-67”. SEF- Mundi-Prensa. 147 pp.
- De Cal, A., Usall, J. (2000). Podredumbre de los frutos causada por *Monilia* spp. En “Montesinos *et al.* (edit.) Enfermedades de los frutales de pepita y de hueso: 91-92”. SEF- Mundi-Prensa. 147 pp.
- Mateo-Sagasta, E. (1977). *Monilia* disease. Bulletin OEPP 7: 105-116.
- Mordue, J. E. M. (1979). *Sclerotinia fructigena*. CMI Descriptions of Pathogenic Fungi and Bacteria n° 617.

***Monilinia laxa* (Aderhold & Ruhl.) Honey ex Whetzel**
[Anamorfo: *Monilia laxa* (Ehrenb.) Sacc.]

Sinónimos: Del teleomorfo: *Sclerotinia laxa* Aderhold & Ruhl., *Sclerotinia cinerea* (Bonorden) Schröter.

Taxonomía: Reino Fungi, Filo Ascomycota (División Eumycota, Subdivisión Ascomycotina, Clase Discomycetes).

Descripción: Teleomorfo: apotecios de color marrón que adquieren tonos más pálidos con el tiempo, con una depresión en el centro. Ascas cilíndricas ligeramente pedunculadas, con ocho ascosporas uniseriadas al principio y biseriadas en la madurez. Ascosporas elípticas a ovoides, en ocasiones con el extremo apical algo apuntado, unicelulares y de 7-19 x 5-8,5 µm. Anamorfo: micelio hialino que, al envejecer, forma una costra estromática grisácea. Las hifas se hacen zonadas en respuesta a la iluminación diurna. Conidias de 5-23 x 4-16 µm, elipsoides, ovoides o alimonadas, teniendo a menudo los extremos truncados, en cadenas cortas ramificadas. Es frecuente la presencia de esporodocios conídicos de 0,4-0,8 mm de diámetro en los órganos infectados.

Huéspedes: Manzano, *Prunus* spp., peral, frutales de hueso.

Sintomatología: Causa una marchitez de flores en peral y frutales de hueso. De ahí se extiende causando seca de brotes y chancros. La infección directa en tejido joven causa la marchitez de ápices. Causa podredumbre del fruto en los frutales de hueso.

Referencias:

- Benlloch, M. (1931). El moho de las frutas. Boletín Patología Vegetal y Entomología Agrícola 5: 134-136.
- Commonwealth Mycological Institute (CMI). (1965). Distribution of *Sclerotinia laxa* Aderh.& Ruhl CMI Map 44. 3rd. edition.
- De Cal, A., Melgarejo, P. (2000). Momificado de los frutales de hueso (*Monilia* spp.). En “Montesinos *et al.* (edit.) Enfermedades de los frutales de pepita y de hueso: 66-67”. SEF- Mundi-Prensa. 147 pp.
- De Cal, A., Usall, J. (2000). Podredumbre de los frutos causada por *Monilia* spp. En “Montesinos *et al.* (edit.) Enfermedades de los frutales de pepita y de hueso: 91-92”. SEF- Mundi-Prensa. 147 pp.
- Mateo-Sagasta, E. (1977). *Monilia* disease. Bulletin OEPP 7: 105-116.
- Mordue, J. E. M. (1979). *Sclerotinia laxa*. CMI Descriptions of Pathogenic Fungi and Bacteria nº 619.

***Monographella nivalis* (Schaffnit) E. Müller & v. Arx. var. *nivalis* [Anamorfo: *Gerlachia nivalis* (Ces.) Gams. & Müller]**

Sinónimos: Del teleomorfo: *Calonectria graminicola* F. Stevens, *Calonectria nivalis* Schaffnit, *Griphosphaeria nivalis* (Schaffnit) Müller & Arx, *Micronectriella nivalis* (Schaffnit) Booth, *Monographella nivalis* (Schaffnit) Müller. Del anamorfo: *Fusarium nivale* (Fr.) Ces., *Lanosa nivalis* Fr., *Microdochium nivale* (Fr.) Samuels & I. C. Hallett.

Taxonomía: Reino Fungi, Filo Ascomycota (División Eumycota, Subdivisión Ascomycotina, Clase Pyrenomycetes).

Descripción: Teleomorfo: en la naturaleza, los peritecios, de color negro, aparecen completamente sumergidos en la vaina de las hojas de la base del talo. Son ovales a globosos, de 120-180 μm de altura y 100-150 μm de diámetro, con una papila apical hialina. Ascas aclavadas, a veces cilíndricas, de 60-70 x 6-9 μm , con pared delgada. Ascosporas hialinas, elipsoidales, de 10-17 x 3,5-4,5 μm , a menudo con un tabique central, aunque dos tabiques más, uno a cada lado del central, pueden desarrollarse posteriormente. Anamorfo: microconidias y clamidosporas ausentes. Conidióforos ramificados. Macroconidias pequeñas, con 1-3 tabiques, curvadas, de 10-30 x 2,5-5 μm . Tiene la particularidad de formar colonias *in vitro* de color melocotón.

Huéspedes: Avena, cebada, centeno, trigo.

Sintomatología: Produce pérdidas de plántulas en emergencia fundamentalmente. Si éstas consiguen salir, se ven lesiones pardas en los coleóptilos. Es típica la muerte de plántulas por este patógeno después de estar cubiertas un tiempo por la nieve, con la temperatura del suelo suave. Cuando se funde, las hojas se necrosan y aparecen cubiertas de micelio gris o rosado.

Referencias:

- Booth, C. (1971). *Micronectriella nivalis* (conidial state: *Fusarium nivale*). CMI Descriptions of Pathogenic Fungi and Bacteria N° 309.
- Commonwealth Mycological Institute (CMI). (1992). Distribution of *Monographella nivalis* (Schaffnit) Müller. CMI Map 432, 3rd Edition.
- Marín Sánchez, J.P., Jiménez Díaz, R. (1983). Notas sobre hongos fitopatógenos que afectan a cultivos de cereales en Andalucía occidental. Jornadas sobre Patología Vegetal. Resúmenes de las Comunicaciones presentadas a la IV, V y VI Reuniones Anuales del Grupo Especializado de Fitopatología Microbiana de la Sociedad Española de Microbiología: 66-68. Monografías INIA n° 48.

- Marín Sánchez, J.P., Jiménez Díaz, R. (1983). Especies de hongos fitopatógenos de trigo en Andalucía occidental: distribución e importancia. Jornadas sobre Patología Vegetal. Resúmenes de las Comunicaciones presentadas a la IV, V y VI Reuniones Anuales del Grupo Especializado de Fitopatología Microbiana de la Sociedad Española de Microbiología: 131-132. Monografías INIA nº 48.
- Marín, J.P. (1985). Micosis del trigo en Andalucía occidental. Anales del Instituto Nacional de Investigaciones Agrarias, Agrícola 7: 382-386.

***Monosporascus cannonballus* Pollack & Uecker**

Sinónimos: Para algunos autores, *M. eutypoides* (Petraek) V. Arx es sinónimo de *M. cannonballus*, mientras que otros opinan que se trata de especies diferentes, basándose en el número de ascosporas por asca y el número de tubos germinativos por ascospora.

Taxonomía: Reino Fungi, Filo Ascomycota (División Eumycota, Subdivisión Ascomycotina, Clase Pyrenomycetes).

Descripción: Teleomorfo: peritecios globosos, de unas 500 μm de diámetro, de color negro, de pared delgada. Ascas aclavadas o piriformes, de 56-90 x 30-55 μm , con una, raramente dos, ascosporas en su interior. Ascosporas unicelulares, de color negro, esféricas, de 25-50 μm de diámetro. Anamorfo: no se conoce

Huéspedes: Plantas de la familia de las cucurbitáceas, principalmente melón, pepino y sandía. Se ha aislado también de las raíces de otras especies vegetales de diferentes familias, pero en ellas no parece comportarse como patógeno.

Sintomatología: Decoloración, lesiones pardas y necrosis en las raíces, tanto principales como secundarias, lo cual lleva a una disminución en su capacidad de retener agua. En estados avanzados de la enfermedad se observan en la raíz unos puntos negros esféricos, que corresponden a los peritecios del hongo. El deterioro del sistema radicular desemboca en marchitez y decaimiento de la parte aérea, terminando a menudo en colapso total, conforme la planta alcanza la madurez de los frutos, periodo de mayor demanda de agua. Como consecuencia, un alto porcentaje de los frutos no alcanza el tamaño adecuado para su comercialización y tiene un contenido en azúcar bajo. En muchos casos se pierde completamente la cosecha.

Referencias:

- CABI/EPPO (2001). *Monosporascus cannonballus* Pollack & Uecker. Distribution Maps of Plant Diseases n° 827.
- García-Jiménez, J., Armengol, J., Martínez-Ferrer, G. (1994). Puntos negros de las raíces de melón y sandía. En “Díaz-Ruiz, J. R. y García-Jiménez, J. Enfermedades de las cucurbitáceas en España”: 38-42. Ed. SEF- Phytoma España. 155 pp.
- García-Jiménez, J., Armengol, J., Sales, R., Jordá, C., Bruton, B. (2000). Fungal pathogens associated with melon collapse in Spain. Bulletin OEPP 30: 169-173.
- Iglesias, A., Picó, B., Nuez, F. (2000). Pathogenicity of fungi associated with melon vine decline and selection strategies for breeding resistant cultivars. Annals Applied Biology 137: 141-151.

- Lobo, M. (1990). Colapso del melón producido por hongos del género *Monosporascus*. Boletín de Sanidad Vegetal Plagas 16: 701-707.
- Martyn, R. D., Miller, M. E. (1996). *Monosporascus* root rot and vine decline: an emerging disease of melons worldwide. Plant Disease 80: 716-725.
- Sivanesan, A. (1991). *Monosporascus cannonballus*. Mycopathologia 114: 53-54.

***Mycocentrospora cladosporioides* (Sacc.) M. E. A. Costa**
Repilo plumizo, Cercospora

Sinónimos: *Cercospora cladosporioides* Sacc., *Pseudocercospora cladosporioides* (Sacc.) U. Braun.

Taxonomía: Reino Fungi, Hongos Mitospóricos (División Eumycota, Subdivisión Deuteromycotina, Clase Hyphomycetes).

Descripción: Conidióforos flexuosos y largos, que salen al exterior a través de los estomas. Conidias estrechas, alargadas, cilíndricas, con 2-5 septos y dimensiones variables, 28-60 x 2,5-5,5 μm .

Huéspedes: Olivo.

Sintomatología: En hojas, manchas difusas en el envés, irregulares en forma y tamaño, de color grisáceo o plumizo. El haz puede carecer de síntomas o bien presentar áreas cloróticas amarillas. El hongo puede producir importantes defoliaciones. En frutos verdes se producen lesiones más o menos circulares, de color ocre o marrón, que crecen ligeramente al madurar el fruto y adquieren tonalidades grisáceas o incluso azuladas. Las aceitunas afectadas no maduran correctamente, pudiendo llegar a momificarse; también puede provocar una caída importante de fruto y una elevada acidez del aceite.

Referencias:

- Del Moral, J., Medina, D., (1985). El “repilo plumizo” del olivo, causado por *Cercospora cladosporioides* Sacc., enfermedad presente en España. Bol. Serv. Plagas 11: 31-36.
- Páez Sánchez, J.I., Montes Agustí, F., Vega Guillén, J.M. (2002). *Mycocentrospora cladosporioides* (Sacc.) Costa ex Deighton. Repilo plumizo, Cercospora. Fichas de diagnóstico en laboratorio de organismos nocivos de los vegetales. Ficha 187. MAPA. Madrid.
- Trapero, A., López-Doncel, L. M., Viruega, J. R., (1998). Los “repilos” del olivo: etiología, epidemiología y estrategias de control. Phytoma España 102: 154-158.

***Mycosphaerella buxicola* (D.C.) Tomilin**

Sinónimos: *M. limbalis* (Pers.) Arx, *Didymella limbalis* (Pers.) M. Morelet, *Phyllosticta limbalis* Pers., *Sphaeria buxicola* DC.

Taxonomía: Reino Fungi, Filo Ascomycota (División Eumycota, Subdivisión Ascomycotina, Clase Loculoascomycetes).

Descripción: Los cuerpos de fructificación son pseudotecios subepidérmicos, muy pequeños, de color dorado oscuro cuando están inmaduros y más negruzcos, sobre todo alrededor del ostiolo, en la madurez.

Huéspedes: *Buxus sempervirens*.

Sintomatología: Manchas totalmente blancas en los bordes de las hojas, delimitadas por un margen negro; en fases más avanzadas el progreso de la infección se observa por la decoloración primero amarilla y luego rojiza de los tejidos de la hoja contiguos. Estas zonas se secan y terminan por caer, quedando la hoja como "mordida" por un insecto. Generalmente el hongo afecta más a las hojas viejas, siendo los síntomas más espectaculares que perjudiciales.

Referencias:

- Muñoz López, C., Pérez Fortea, V., Cobos Suárez, P., Hernández Alonso, R., Sánchez Peña, G. (2003). Sanidad Forestal. Guía en imágenes de plagas, enfermedades y otros agentes presentes en los montes. Ed. Mundi-Prensa, Madrid, 576 pp.

***Mycosphaerella cerasella* Aderh.**
[Anamorfo: *Cercospora circumscissa* Sacc.]
Cribado de frutales de hueso

Sinónimos: Del teleomorfo: *Sphaerella cerasella* Aderh. (Sacc. & P. Syd.). Del anamorfo: *Passalora circumscissa* (Sacc.) U. Braun, *Cercospora cerasella* Sacc., *Pseudocercospora circumscissa* (Sacc.) Y. L. Guo & X. J. Liu.

Taxonomía: Reino Fungi, Filo Ascomycota (División Eumycota, Subdivisión Ascomycotina, Clase Loculoascomycetes).

Descripción: Anamorfo: en hojas forma estromas de más de 40 µm de diámetro. Conidióforos en fascículos de 2-10, rectos, con 0-2 tabiques, frecuentemente geniculados, no ramificados, algo más gruesos en su base, de 3-5 x 20-60 µm, con cicatrices en proyecciones nodulosas correspondientes a las antiguas conidias liberadas. Conidias de color pajizo, rectas o ligeramente curvadas, con verrugas diminutas en su superficie, con 2-6 tabiques, de 3,5-5 x 30-80 µm, con una cicatriz en su base y ápice obtuso.

Huéspedes: Frutales de hueso (almendro, albaricoquero, melocotonero y ciruelo).

Sintomatología: Ataca a las hojas de los frutales de hueso, causando el cribado o "perdigonado". Su actuación es débilmente parasitaria.

Referencias:

- Little, S. (1986). *Cercospora circumscissa*. CMI Descriptions of Pathogenic Fungi and Bacteria N° 911.
- Tuset, J.J., Portilla, M.T. (1983). Hongos causantes del "cribado" en España. Jornadas sobre Patología Vegetal. Resúmenes de las Comunicaciones presentadas a la IV, V y VI Reuniones Anuales del Grupo Especializado de Fitopatología Microbiana de la Sociedad Española de Microbiología: 59. Monografías INIA n° 48.

***Mycosphaerella dearnesii* Barr**
[Anamorfo: *Lecanosticta acicola* Sydow]
Banda roja

Sinónimos: del teleomorfo: *Scirrhia acicola* (Dearn.) Siggers. y otros. Del anamorfo: *Septoria acicola* (Thüm.) Sacc. y otros.

Taxonomía: Reino Fungi, Filo Ascomycota (División Eumycota, Subdivisión Ascomycotina, Clase Loculoascomycetes).

Descripción: En España sólo se ha encontrado el anamorfo: los cuerpos de fructificación (acérvulos) se producen sobre manchas en las acículas de color marrón-rojizo. En la madurez estos acérvulos son de color negro y, aunque inicialmente son subepidérmicos, en forma de manchas grisáceas que se hinchan cuando la acícula está húmeda, terminan rasgándose en sentido longitudinal para liberar las conidias. Éstas son de color marrón pálido a marrón oscuro, rectas o curvadas, tabicadas, generalmente con 1-3 tabiques, de base truncada y ápice redondeado, con pared gruesa y de tamaño 15-35 x 3-4 μm

Huéspedes: *Pinus* spp., principalmente *P. radiata*.

Sintomatología: Inicialmente, bandas amarillentas en las acículas y moteados rojizos; las bandas amarillas se vuelven rojizas con borde más oscuro, lo que da nombre a la enfermedad, nombre que comparte con *M. pini*. Las acículas desarrollan necrosis distales, permaneciendo verdes durante más tiempo su base hasta que se generalizan los daños, y caen durante el otoño. La infección es típicamente más grave en las partes más bajas de la copa, causando la caída total de los braquiblastos de 2 y 3 años. Las infecciones reiteradas en años consecutivos determinan la muerte de ramillos y la pérdida gradual de la copa y tienen consecuencias negativas sobre el crecimiento de los pinos.

Referencias:

- Muñoz López, C., Pérez Fortea, V., Cobos Suárez, P., Hernández Alonso, R., Sánchez Peña, G. (2003). Sanidad Forestal. Guía en imágenes de plagas, enfermedades y otros agentes presentes en los montes. Ed. Mundi-Prensa, Madrid, 576 pp.
- Punithalingam, E., Gibson, I. A. S. (1973). *Scirrhia acicola*. CMI Description of Pathogenic Fungi and Bacteria N° 367.

***Mycosphaerella dianthi* (Burt.) Jorst.**
[Anamorfo: *Cladosporium echinulatum* (Berkeley) De Vries]
Ojo de perdiz

Sinónimos: Del anamorfo: *Helminthosporium echinulatum* Berkeley, *Heterosporium echinulatum* (Berkeley) Cooke, *Helminthosporium exasperatum* Berkeley & Broome, *Heterosporium dianthi* Saccardo & Roumeguère.

Taxonomía: Reino Fungi, Filo Ascomycota (División Eumycota, Subdivisión Ascomycotina, Clase Loculoascomycetes).

Descripción: Teleomorfo: ascas bitunicadas, alargadas, ovoides y ocasionalmente claviformes; cada una con ocho ascosporas bicelulares, con las dos células ligeramente desiguales, de oblongas a fusiformes, hialinas y lisas, de 20-30 x 7-9 μm , que suelen oscurecerse en la madurez. Anamorfo: conidióforos simples, flexuosos, geniculados, lisos y ligeramente oscuros. Conidias simples o en cortas cadenas, cilíndricas u oblongas, ligeramente curvadas, de extremos redondeados, de tonos pardos u oliváceos y densamente equinuladas, con entre 1 y 5 septos, siendo lo más común de 2 a 4, de 25-55 x 8-17 μm .

Huéspedes: Ataca a varias especies del género *Dianthus*. Predomina la facies conídica, *C. echinulatum*, mientras que el teleomorfo sólo se encuentra en restos vegetales invernales.

Sintomatología: Manchas foliares características, blanquecinas o de color pajizo, de 2 a 6 mm de diámetro, con un halo oscuro negro-violáceo difuminado hacia el exterior, que le da el aspecto de ocelos (de ahí el nombre común de "ojo de perdiz"). Cuando las manchas son numerosas, la hoja se seca. Afecta a todas las partes verdes del clavel, aunque mayoritariamente a las hojas.

Referencias:

- Collar Urquijo, J. (1999). *Heterosporium echinulatum* (Berk.) Cke. Ojo de perdiz. Fichas de diagnóstico en laboratorio de organismos nocivos de los vegetales. Ficha 126. MAPA. Madrid.
- David, J. C. (1988). *Cladosporium echinulatum*. CMI Descriptions of Pathogenic Fungi and Bacteria n° 117.

***Mycosphaerella fragariae* (Tul.) Lindau**
[Anamorfo: *Ramularia brunnea* Peck]
Mancha púrpura del fresón

Sinónimos: Del teleomorfo: *Sphaeria fragariae* (Tul.) Lindau in Engler & Prantl, *Stigmatea fragariae* Tul., *Sphaerella fragariae* (Tul.) Sacc. Del anamorfo: *Ramularia tulasnei* Sacc., *Cylindrosporium grevilleanum* Tul., *R. grevilleana* (Tul.) Jorst.

Taxonomía: Reino Fungi, Filo Ascomycota (División Eumycota, Subdivisión Ascomycotina, Clase Loculoascomycetes).

Descripción: Teleomorfo: pseudotecios negros, globosos o con cierta forma cónica, ostiolados, con tamaño de 120-175 μm , ascas fasciculadas, cilíndricas, bitunicadas, de 50-70 x 9,5-13 μm , con ocho ascosporas hialinas, con un septo, de 11-14,5 x 2-3 μm . Anamorfo: conidias hialinas, cilíndricas, alargadas, rectas o ligeramente curvadas, tienen de 1 a 3 tabiques, de 14-45 x 2-3 μm . Forman pequeñas cadenas, de 2 a 3 conidias. Conidióforos fasciculados, hialinos, células conidiógenas poliblasticas, simpodiales, cilíndricas, terminales o intercalares, con cicatrices.

Huéspedes: Fresón.

Sintomatología: Manchas circulares en el haz de las hojas. El centro de la mancha presenta una coloración variable (blanca, gris, marrón claro) y el borde púrpura.

Referencias:

- Páez Sánchez, J. I., Vega Guillén, J. M., Varés Megino, F. (1996). *Mycosphaerella fragariae* (Tul.) Lindau. Mancha púrpura de la fresa. Fichas de diagnóstico en laboratorio de organismos nocivos de los vegetales. Ficha 49. MAPA. Madrid.
- Sivanesan, A., Holliday, P. (1981). *Mycosphaerella fragariae*. CMI Descriptions of Pathogenic Fungi and Bacteria n° 708.

***Mycosphaerella graminicola* (Fuckel) Schröter**
[Anamorfo: *Septoria tritici* Roberge]
Septoriosis

Sinónimos: Del teleomorfo: *Sphaerella graminicola* Fuckel

Taxonomía: Reino Fungi, Filo Ascomycota (División Eumycota, Subdivisión Ascomycotina, Clase Loculoascomycetes).

Descripción: Teleomorfo: pseudotecios globosos y de color pardo oscuro. Ascosporas bicelulares, hialinas y elipsoidales, de 9-16 x 2,5-4 µm. Anamorfo: picnidios que se forman en cualquier órgano infectado, al principio inmersos en el tejido y luego emergentes sobre la superficie. Contienen picnidiosporas hialinas, filiformes, ligeramente curvadas, con 3-7 septos y 43-70 x 1,5-2 µm.

Huéspedes: Trigo.

Sintomatología: Comienza causando lesiones hidróticas de color verde pálido en las hojas inferiores, para extenderse en forma de manchas pardas lineales o algo irregulares, que aparecerán punteadas al desarrollarse los picnidios. Los picnidios exudan cirros blancos de esporas. También aparecen amarilleo y quemado de ápices.

Referencias:

- Commonwealth Mycological Institute (CMI). (1970). Distribution of *Septoria tritici* Rob.& Desm. CMI Map 397, 2nd. Edition.
- Marín, J.P. (1985). Micosis del trigo en Andalucía Occidental. Anales del Instituto Nacional de Investigaciones Agrarias, Agrícola 7: 382-386.
- Marín, J.P., Aguirre, J. (1985). Micosis del trigo en Andalucía Occidental causada por especies de *Septoria*. Anales del Instituto Nacional de Investigaciones Agrarias, Agrícola 28: 119-145.
- Marín, J.P., Segarra, J., Almacellas, J. (1992). Enfermedades de los cereales en Cataluña en 1988-90. Investigación Agraria, Producción y Protección Vegetales 7: 261-275.
- Montes, F., Páez, J. I., Duhart, M. E., Vega, J. M. (1999). *Mycosphaerella graminicola* (Fuckel) Schröt in Cohn. Mancha o tizón foliar. Fichas de diagnóstico en laboratorio de organismos nocivos de los vegetales. Ficha 130. MAPA.
- Sivanesan, A. (1990). *Mycosphaerella graminicola*. CMI Descriptions of Pathogenic Fungi and Bacteria n° 986.

***Mycosphaerella pini* Rostr.**
[Anamorfo: *Dothistroma pini* Hulbary]
Banda roja

Sinónimos: Del teleomorfo: *Scirrhia pini* Funk & Parker. Del anamorfo: *Cytosporina septospora* Doroguine, *Dothistroma septospora* (Doroguine) Morelet y ocho más.

Taxonomía: Reino Fungi, Filo Ascomycota (División Eumycota, Subdivisión Ascomycotina, Clase Loculoascomycetes).

Descripción: Teleomorfo: ascostroma subepidérmico al principio y, posteriormente, erumpente y negro. Ascas cilíndricas con ocho ascosporas de 11-16 x 3-4 µm, bicelulares, con dos células asimétricas, biseriadas, hialinas y de forma fusiforme a elipsoidal. Anamorfo: estroma picnidial sobre acículas, subepidérmico, volviéndose erumpente, de color marrón oscuro a negro, de hasta 1,5 mm, a veces dividido. Conidióforos hialinos. Conidias hialinas, de 25-60 x 2-3 µm, rectas o ligeramente curvadas, generalmente con tres septos.

Huéspedes: Pino.

Sintomatología: Forma unas pequeñas manchas amarillas a lo largo de la acícula, que acaban dando lugar a bandas que van tomando con el tiempo color rojo. En esas bandas se desarrollan estromas negros con picnidios. Puede provocar la caída de la acícula.

Referencias:

- Commonwealth Mycological Institute (CMI). (1970). Distribution of *Scirrhia pini* Funk & Parker. CMI Map 419, 2nd. Edition.
- Fernández de Ana, F.J. (1975). La enfermedad de la banda roja en el *Pinus radiata*. Comunicaciones INIA, Protección Vegetal 3: 16 pp.
- Fernández de Ana, F.J., Toval, G. (1979). Estudios de los daños producidos por el *Dothistroma pini* Hulbary en masas de *Pinus radiata* D. Don en Galicia. Comunicaciones INIA, Protección Vegetal 8: 28 pp.
- Punithalingam, E., Gibson, I. A. S. (1973). *Scirrhia pini*. CMI Descriptions of Pathogenic Fungi and Bacteria n° 368.

***Mycosphaerella pinodes* (Berk. & Blox) Vestergr.
[Anamorfo: *Ascochyta pinodes* Jones]**

Sinónimos: Del teleomorfo: *Didymella pinodes* (Berk. & Blox.) Petrak, *Sphaerella pinodes* (Berk. & A. Bloxam) Niessl., *Sphaeria pinodes* Berk. & A. Bloxam.

Taxonomía: Reino Fungi, Filo Ascomycota (División Eumycota, Subdivisión Ascomycotina, Clase Loculoascomycetes).

Descripción: Teleomorfo: pseudotecios globosos y de color marrón oscuro, de 90-180 µm de diámetro. Ascas bitunicadas, cilíndricas a subaclaradas, de 50-80 x 10-15 µm. Ascosporas bicelulares, de 12-18 x 4-8 µm, hialinas, elipsoidales, constreñidas en el septo y con los extremos redondeados. Anamorfo: picnidios de color pardo oscuro a negro que se forman en cualquier órgano infectado, al principio inmersos en el tejido y luego emergentes sobre la superficie. Picnidiosporas bicelulares, de 8-16 x 3-4,5 µm, hialinas, septadas, con una ligera constricción en el septo.

Huéspedes: Guisante.

Sintomatología: Causa lesiones amoratadas con margen claro en los folíolos, que acaban convirtiéndose en pardas con un anillo bien definido. De ahí se extienden hasta el tallo, al que anillan y dan coloración azul oscura. Las flores infectadas senescen rápidamente y dan vainas desiguales. Pueden infectar a la semilla, que producirá plántulas con podredumbre.

Referencias:

- Commonwealth Mycological Institute (CMI). (1967). Distribution of *Mycosphaerella pinodes* (Berk & Blox.) Vestergr. CMI Map 316, 2nd. Edition.
- Laboratorio de Criptogamia. (1943). Informe del trabajo llevado a cabo por la Estación de Fitopatología de La Coruña durante 1942. Publicación Estación Fitopatología Agrícola de La Coruña 23: 21-57.
- Punithalingam, E., y Holliday, P. (1972). *Mycosphaerella pinodes*. CMI Descriptions of Pathogenic Fungi and Bacteria nº 340.

***Mycosphaerella populi* (Auersw.) Schröter**
[Anamorfo: *Septoria populi* Desm.]

Sinónimos: Del teleomorfo: *Sphaerella populi* Auersw., *Mycosphaerella balsamopopuli* Nev.

Taxonomía: Reino Fungi, Filo Ascomycota (División Eumycota, Subdivisión Ascomycotina, Clase Loculoascomycetes).

Descripción: Teleomorfo: pseudotecios subglobosos, ostiolados, de hasta 150 µm de diámetro. Ascas bicelulares, aclavadas, con 8 ascosporas de 38-45 x 4-5 µm, incoloras o pardo oliváceas y cilíndricas. Anamorfo: picnidios epifilos, subglobosos a globosos. Conidias bicelulares, de 30-40 x 3-4 µm, incoloras o pardo oliváceas, fusoides o en forma de hoz y con los extremos redondeados.

Huéspedes: Chopo.

Sintomatología: Causa lesiones foliares de poca importancia sobre el huésped. Resulta muy común en zonas templadas. Las lesiones son circulares, de 3-6 mm de diámetro siguiendo las venas principales y coalesciendo en áreas necróticas, pálidas en el centro, más oscuras hacia los extremos y rodeadas de un margen estrecho y ligeramente elevado.

Referencias:

- Sivanesan, A. (1990). *Mycosphaerella populi*. CMI Descriptions of Pathogenic Fungi and Bacteria n° 987.
- Unamuno, L.M. (1942). Contribución al estudio de los hongos microscópicos de la provincia de Cuenca. Anales del Jardín Botánico de Madrid 2: 7-86.

***Mycosphaerella punctiformis* (Pers.) Starbäck. [Anamorfo: *Cylindrosporium castaneicolum* (Desm.) Berl., *Phyllosticta maculiformis* Sacc.]**

Sinónimos: Del teleomorfo: *M. maculiformis* (Pers.) J. Schröt.

Taxonomía: Reino Fungi, Filo Ascomycota (División Eumycota, Subdivisión Ascomycotina, Clase Loculoascomycetes).

Descripción: Teleomorfo: en las hojas caídas en el suelo durante el invierno se forman los ascostromas, que producen en su interior ascas con ocho ascosporas tabicadas de tamaño 12,5-17,5 x 2,5- 3,8 µm. Sinanamorfo *Cylindrosporium*: en el haz del limbo foliar se forman los acérvulos que producen conidias con tres (excepcionalmente cuatro) tabiques, hialinas vermiformes, de 25-38 x 2,5-3,5 µm. Sinanamorfo *Phyllosticta*: picnidios de 125-225 µm de diámetro que producen conidias alargadas, cilíndricas, de 3,7-4 x 1,0 µm

Huéspedes: *Castanea sativa*, *Quercus* spp.

Sintomatología: Tras la brotación, presencia de pequeñas manchas pardo rojizas salpicadas por el limbo foliar, tanto en el haz como en el envés, producidas por el sinanamorfo *Cylindrosporium*. La confluencia de las manchas, especialmente por los bordes del limbo, provoca finalmente un atabacamiento generalizado de las hojas. Sobre algunas zonas que permanecen más claras se observan pequeños picnidios del sinanamorfo *Phyllosticta*. Este hongo provoca una defoliación activa del castaño, que puede ser grave cuando las condiciones climáticas le son propicias. Provoca la caída prematura de las hojas y el aborto de los frutos.

Referencias:

- Cobos Suárez, P. (1989). Fitopatología del castaño (*Castanea sativa* Miller). Bol. San. Veg. Plagas. Fuera serie nº 16. 129 pp.
- Mansilla Vázquez, J. P., Pérez Otero, R., Pintos Varela, C., Salinero Corral, C., Iglesias Vázquez, C., (2000). Plagas y enfermedades del castaño en Galicia. Xunta de Galicia. Consellería de Agricultura, Ganadería e Política Agroalimentaria. 93 pp.
- Muñoz López, C., Pérez Fortea, V., Cobos Suárez, P., Hernández Alonso, R., Sánchez Peña, G. (2003). Sanidad Forestal. Guía en imágenes de plagas, enfermedades y otros agentes presentes en los montes. Ed. Mundi Prensa, Madrid, 576 pp.

***Mycosphaerella pyri* (Auersw.) Boerema**
[Anamorfo: *Septoria pyricola* Desm.]

Sinónimos: Del teleomorfo: *M. sentina* (Fr.) J. Schröt., *Sphaerella pyri* Auersw. Del anamorfo: *S. pyri* Desm.

Taxonomía: Reino Fungi, Filo Ascomycota (División Eumycota, Subdivisión Ascomycotina, Clase Loculoascomycetes).

Descripción: Teleomorfo: pseudotecios globosos a ovales, de color marrón o negro. Ascas oblongas con 8 ascosporas bicelulares, de 7-9 x 3-4 µm, hialinas, elipsoidales, ligeramente constreñidas en el septo. Anamorfo: picnidios de hasta 150 µm de diámetro, epifilos. Conidias de 40-58 x 3-5 µm, subcilíndricas, curvadas, de color pardo oliváceo, con 1-2 septos. Forma también micropicnidios esféricos de hasta 150 µm de diámetro, con microconidias incoloras y aseptadas de 2-3 µm de longitud.

Huéspedes: Peral.

Sintomatología: Causa un punteado en las hojas, que son infectadas a partir de ascosporas formadas en las hojas caídas y se dispersan por picnidiosporas.

Referencias:

- Commonwealth Mycological Institute (CMI). (1968). Distribution of *Mycosphaerella sentina* (Fr.) Schroet. CMI Map 325, 2nd. Edition.
- Llorente, I. (2000). Septoriosis de los frutales de pepita (*Septoria pyricola*). En “Montesinos *et al.* (edit.) Enfermedades de los frutales de pepita y de hueso: 63-64”. SEF-Mundi-Prensa. 147 pp.
- Santiago-Merino, R. (1999). *Mycosphaerella pyri* (Auersw.) Boerema. Septoria del peral. Fichas de diagnóstico en laboratorio de organismos nocivos de los vegetales. Ficha 131. MAPA.
- Sivanesan, A. (1990). *Mycosphaerella pyri*. CMI Descriptions of Pathogenic Fungi and Bacteria n° 989.
- Unamuno, L.M. (1933). Enumeración y distribución geográfica de los Esferopsidales conocidos en la Península Ibérica y las Islas Baleares. Memoria de la Academia de Ciencias de Madrid. 4: 458.

***Mycosphaerella rabiei* Kovachevskii**
[Anamorfo: *Ascochyta rabiei* (Pass.) Labrousse]
Rabia del garbanzo

Sinónimos: Del teleomorfo: *Didymella rabiei* (Kovachevski) v. Arx. Del anamorfo: *Phoma rabiei* (Pass.) Khune, *Phyllosticta rabiei* (Pass.) Trotter.

Taxonomía: Reino Fungi, Filo Ascomycota (División Eumycota, Subdivisión Ascomycotina, Clase Loculoascomycetes).

Descripción: Teleomorfo: pseudotecios globosos y de color pardo oscuro. Ascas cilíndricas. Ascosporas de aproximadamente 15 x 7 µm, hialinas, bicelulares y elipsoidales. Anamorfo: picnidios al principio inmersos en el tejido y luego emergentes sobre la superficie y de color marrón oscuro. Picnidiosporas bicelulares, de 10-16 x 3,5 µm, hialinas, rectas o ligeramente curvadas, constreñidas en el septo y redondeadas en los extremos.

Huéspedes: Garbanzo.

Sintomatología: Ataca a todas las partes aéreas de la planta, causando lesiones circulares en hojas y vainas y alargadas en peciolo y tallos. Los picnidios se forman en áreas concéntricas en las lesiones. En ataques graves, pueden matar la planta.

Referencias:

- Benlloch, M. (1949). Observaciones fitopatológicas en 1948. Boletín Patología Vegetal y Entomología Agrícola 16: 203-242.
- Commonwealth Mycological Institute (CMI). (1966). Distribution of *Ascochyta rabiei* (Pass.) Labrousse. CMI Map 151, 2nd. Edition.
- Santiago-Merino, R. (1999). *Mycosphaerella rabiei* Kovachevskii. Rabia del garbanzo. Fichas de diagnóstico en laboratorio de organismos nocivos de los vegetales. Ficha 132. MAPA.
- Trapero Casas, A. (1994). La rabia del garbanzo: diez años de investigaciones (1983-1992). Investigación Agraria, Producción y Protección Vegetales. Fuera de serie 2: 371-383.
- Trapero-Casas, A., Kaiser, W.J. (1992). Influence of temperature, wetness period, plant age, and inoculum concentration on infection and development of *Ascochyta* blight of chickpea. Phytopathology 82: 589-596.
- Trapero-Casas, A., Kaiser, W.J. (1992). Development of *Didymella rabiei*, the teleomorph of *Ascochyta rabiei*, on chickpea straw. Phytopathology 82: 1261-1266.

***Mycosphaerella zae-maydis* Mukunya & Boothroyd**
[Anamorfo: *Phyllosticta maydis* Army & Nelson]
Mancha amarilla de las hojas del maíz

Sinónimos: Del teleomorfo: *Didymella zae-maydis* (Mukunya & Boothroyd) Arx, *Mycosphaerella maydis* Pass. Del anamorfo: *Phoma zae-maydis* Punith.

Taxonomía: Reino Fungi, Filo Ascomycota (División Eumycota, Subdivisión Ascomycotina, Clase Loculoascomycetes).

Descripción: Teleomorfo: pseudotecios globosos, glabros y de color pardo oscuro. Ascas hialinas, elipsoidales. Ascosporas de 14-15 x 3,5-4 µm, elípticas, bicelulares, incoloras. Anamorfo: picnidios al principio inmersos en el tejido y luego emergentes sobre la superficie. Picnidiosporas hialinas y elípticas de 5-8 x 1,5-5 µm.

Huéspedes: Maíz.

Sintomatología: Causa lesiones pálidas en las hojas con picnidios evidentes. Sobrevive en los restos de la cosecha, sobre los que se forman pseudotecas.

Referencias:

- Jiménez-Díaz, R. M. (1976). La mancha amarilla de las hojas del maíz: Una revisión bibliográfica. Anales del Instituto Nacional de Investigaciones Agrarias. Protección Vegetal 6: 17-35.
- Jiménez-Díaz, R. M. (1976). Factores que afectan la diseminación de *Mycosphaerella zae-maydis*, el agente causante de la mancha amarilla de las hojas del maíz. Anales del Instituto Nacional de Investigaciones Agrarias. Protección Vegetal 6: 37-54.

Myrothecium roridum Tode

Taxonomía: Reino Fungi, Hongos Mitospóricos (División Eumycota, Subdivisión Deuteromycotina, Clase Hyphomycetes).

Descripción: Los conidióforos son cortos y compactos, formando una capa estromática junto con las células del huésped. Son hialinos, cilíndricos y ramificados. Las fiálidas, que se encuentran al final de las ramificaciones, son cilíndricas, hialinas o algo oliváceas y con el ápice ocasionalmente oscurecido. Las conidias tienen la pared lisa con el extremo distal redondeado y el basal truncado y color hialino a ligeramente oliváceo, tomando color negro cuando están en masa; miden 4,5-10,8 x 1,3-2,7 μm .

Huéspedes: *Euphorbia lathyris*, lechuga, ornamentales.

Sintomatología: Causa la podredumbre de cuello, seguida de marchitamiento y posterior desecación de la parte aérea. En hojas forma lesiones circulares necróticas en ambas caras.

Referencias:

- Tuset, J.J., Hinarejos, C., García, J. (1986). *Myrothecium roridum*, un patógeno Tuberculariaceae de *Euphorbia lathyris* y *Lactuca sativa* en España. Investigación Agraria 1: 251-258.

Nalanthamala vermoesenii (Biourge) Schroers

Sinónimos: *Penicillium vermoesenii* Biourge; *Gliocladium vermoesenii* (Biourge) Thom

Taxonomía: Reino Fungi, Hongos Mitospóricos (División Eumycota, Subdivisión Deuteromycotina, Clase Hyphomycetes).

Descripción: Forma hifas septadas, estrechas de 2-3 μm de diámetro. Los conidióforos erectos, septados, ramificados al final, dan una estructura con forma de peine. Cada ramificación lleva una cadena de conidias. Éstas son globosas a ovoides, unicelulares y de 2-4 μm de diámetro.

Huéspedes: Palmeras.

Sintomatología: Causa la podredumbre de las yemas de las palmeras.

Referencias:

- López-Llorca, L.V., Orts, S. (1994). Histopathology of infection of the palm *Washingtonia filifera* with the pink bud rot fungus *Penicillium vermoesenii*. Mycological Research 98: 1195-1199.

***Naohidemyces vaccinii* (Alb. & Schwein.) S. Sato,
Katsuya & Y. Hirats.
Roya**

Sinónimos: *Melampsora vaccinii* (Alb. & Schwein.) G. Winter, *Pucciniastrum vaccinii* (Wint.) Joerst., *Thekopsora vaccinii* (Alb. & Schwein.) Hirats, *Uredo pustulata* var. *vaccinii* Alb. & Schwein., *U. vaccinii* (G: Winter) S. Sato *et al.*

Taxonomía: Reino Fungi, Filo Basidiomycota (División Eumycota, Subdivisión Basidiomycotina, Clase Urediniomycetes).

Descripción: Uredosporas de color amarillo-anaranjado, de ovoides a elípticas, de 15-26 x 10-20 μm , de pared gruesa y ligeramente rugosa y un poro central. Los telios se forman en la epidermis inferior y son de color pardo. Teliosporas sésiles, de oblongas a columnares, de 7-10 x 12-15 μm , con dos o más tabiques.

Huéspedes: *Vaccinium corymbosum* L.

Sintomatología: Aparición de pústulas de color amarillo-anaranjado en la cara abaxial de las hojas, inicialmente en las de más edad y posteriormente en las más jóvenes. Las lesiones foliares aparecen en un primer momento como puntos cloróticos que derivan hasta manchas necróticas. Se considera una enfermedad de menor importancia, pero cuando las lesiones son muy abundantes, puede provocar una intensa defoliación.

Referencias:

- Barrau, C., de los Santos, B., Romero, F. 2002. First report of leaf rust of southern high-bush blueberry caused by *Pucciniastrum vaccinii* in southwestern Spain. *Plant Disease* 86:1178.

***Nectria cinnabarina* (Tode) Fr.**
[Anamorfo: *Tubercularia vulgaris* Tode]

Sinónimos: Del teleomorfo: *Cucurbitaria cinnabarina* (Tode ex Fr.) Grez., *Sphaeria cinnabarina* Tode y otros. Del anamorfo: *Tubercularia confluens* Pers.

Taxonomía: Reino Fungi, Filo Ascomycota (División Eumycota, Subdivisión Ascomycotina, Clase Pyrenomycetes).

Descripción: Teleomorfo: peritecios de color anaranjado o rojizo-anaranjado, formados en grupos de 1-15, globosos. Ascas de 60-90 x 9-14 μm , cilíndricas. Ascosporas bicelulares, de tamaño variable, de 12-20 x 4,5-6 μm , hialinas, cilíndricas a elipsoides, estrechadas ligeramente en el tabique central. Anamorfo: los esporodoquios salen a través de las lenticelas y rompen la corteza en forma de pústulas de color rojo cinabrio. Conidias unicelulares, cilíndricas a ovales, de 5-7 x 2-3 μm , cubren la superficie de los esporodoquios, que toman un color crema.

Huéspedes: Afecta a numerosas especies forestales frondosas, principalmente *Acer*, *Betula*, *Carpinus*, *Fagus*, *Quercus*, *Ulmus*, etc.

Sintomatología: Muerte de brotes y marchitez de las hojas como consecuencia de la formación de chancros delimitados en las ramas. El micelio se extiende con rapidez hacia la madera, penetra en los vasos conductores y dificulta la circulación de la savia debido a la producción de goma y tílides, lo que provoca la muerte de las partes altas de la copa a partir de la zona invadida. Normalmente este hongo se comporta como oportunista, ya que es un colonizador rápido de la corteza de árboles debilitados por otras causas, pero a veces se extiende sobre tejidos vivos y causa muerte progresiva.

Referencias:

- Booth, C. (1977). *Nectria cinnabarina*. CMI Description of Pathogenic Fungi and Bacteria N° 531.
- Muñoz López, C., Pérez Fortea, V., Cobos Suárez, P., Hernández Alonso, R., Sánchez Peña, G. (2003). Sanidad Forestal. Guía en imágenes de plagas, enfermedades y otros agentes presentes en los montes. Ed. Mundi-Prensa, Madrid, 576 pp.

***Nectria coccinea* (Pers.: Fr.) Fr. var *faginata* Lohman, A. M. Watson & Ayers [Anamorfo: *Cylindrocarpon faginatum* Booth]**

Taxonomía: Reino Fungi, Filo Ascomycota (División Eumycota, Subdivisión Ascomycotina, Clase Pyrenomycetes).

Descripción: Teleomorfo: peritecios de 200-300 µm de diámetro, formados en grupos de 7-15 sobre un estroma erumpente de color rojo anaranjado: Ascas truncadas, con un poro apical, de 72-94,5 x 6-9 µm. Ascosporas con un tabique, de 10,5-12,7 x 4,8-6,2 µm. Anamorfo: es menos aparente como elemento de diagnóstico en campo; se producen esporodocios blancos más o menos densos que aparecen a través de la corteza, produciendo macro- y microconidias que son dispersadas por el viento. Macroconidias curvadas, cilíndricas, con 3-7 tabiques, de 40-110 x 5-7 µm, microconidias hialinas, cilíndricas generalmente aseptadas, de 11-14 x 3 µm.

Huéspedes: Afecta a haya. Otras especies forestales frondosas como *Acer*, *Quercus*, *Populus* y *Ulmus* son afectadas por *N. coccinea* (Pers. ex Fr.) Fries.

Sintomatología: Las primeras manifestaciones aparecen en las hojas, que son pequeñas, cloróticas y más tarde marchitas y pardas. En el tronco aparecen manchas oscuras de exudados de savia y chancros rugosos que deforman las ramas y provocan resquebrajaduras en la corteza. Este hongo actúa como patógeno oportunista que ataca a árboles debilitados por otras causas. Muchos árboles mueren debido a la enfermedad directamente, pero otros muchos lo hacen como resultado de la rápida invasión de organismos secundarios. En el haya la enfermedad es más importante porque es el resultado de la acción conjunta del hongo y un cóccido, *Cryptococcus fagisuga* Lindeman.

Referencias:

- Booth, C. (1977). *Nectria coccinea*. CMI Description of Pathogenic Fungi and Bacteria N° 532.
- Booth, C. (1977). *Nectria coccinea*. var. *faginata*. CMI Description of Pathogenic Fungi and Bacteria N° 533.
- Muñoz López, C., Pérez Fortea, V., Cobos Suárez, P., Hernández Alonso, R., Sánchez Peña, G. (2003). Sanidad Forestal. Guía en imágenes de plagas, enfermedades y otros agentes presentes en los montes. Ed. Mundi-Prensa, Madrid, 576 pp.

***Nectria galligena* Bresad. [Anamorfo: *Cylindrocarpon heteronemum* (Berk.& Broome) Wollenw]
Chancro europeo**

Sinónimos: Del teleomorfo: *Neonectria galligena* (Bres.) Rosman & Samuels. Del anamorfo: *Cylindrocarpon mali* (Allescher) Wollenw., *Fusarium mali* Allescher, *F. heteronemum* (Berk. & Br.) Wollenw.

Taxonomía: Reino Fungi, Filo Ascomycota (División Eumycota, Subdivisión Ascomycotina, Clase Pyrenomycetes).

Descripción: Teleomorfo: peritecios de color rojo brillante y forma globosa, que se hacen más oscuros y de superficie rugosa con el tiempo. Ascas aclavadas, contienen normalmente 8 ascosporas hialinas, ovales o elipsoides, constreñidas en el septo central, que miden 14-22 x 6-9 µm. Anamorfo: microconidias cilíndricas y aseptadas, de 4-8 x 2-3 µm y macroconidias hialinas de 12-65 x 4-7 µm que se forman en esporodocios.

Huéspedes: Manzano, peral.

Sintomatología: Sobre zonas de heridas o en horquillas de las ramas, se forma una zona deprimida elíptica, con los bordes elevados sobre la corteza sana. Acaba rodeando el brote o rama, matándolo. También produce un chancro cerrado, hinchándose el área infectada y quedando la corteza agrietada. En los pliegues del callo se forman esporodocios color crema, y en los márgenes peritecas rojas.

Referencias:

- Booth, C. (1967). *Nectria galligena*. CMI Descriptions of Pathogenic Fungi and Bacteria N° 147.
- Collar Urquijo, J. (1996). *Nectria galligena* Bres. Chancro. Fichas de diagnóstico en laboratorio de organismos nocivos de los vegetales. Ficha 50. MAPA.
- Commonwealth Mycological Institute (CMI). (1963). Distribution of *Nectria galligena* Bres. CMI Map 38, 2nd. Edition.
- Laboratorio de Criptogamia. (1943). Informe del trabajo llevado a cabo por la Estación de Fitopatología de La Coruña durante 1942. Publicación Estación Fitopatología Agrícola de La Coruña 23: 21-57.
- Mateo-Sagasta, E. (2000). Chancro común causado por *Nectria* spp. en frutales de pepita. En “Montesinos *et al.* (edit.) Enfermedades de los frutales de pepita y de hueso: 71”. SEF- Mundi-Prensa. 147 pp.

***Nectria radicola* Gerlach & Nilson**
[Anamorfo: *Cylindrocarpon destructans* (Zinssm.) Scholten]

Sinónimos: Del teleomorfo: *Neonectria radicola* (Gerlach & L. Nilsson) Mantiri & Samuels. Del anamorfo: *Cylindrocarpon radicola* Woolenw., *Ramularia destructans* Zinss.]

Taxonomía: Reino Fungi, Filo Ascomycota (División Eumycota, Subdivisión Ascomycotina, Clase Pyrenomycetes).

Descripción: Teleomorfo: peritecios globosos de rojo a marrón rojizo. Ascas cilíndricas a subclavadas, llevan 8 ascosporas elipsoides o casi fusoides, hialinas con un único septo que miden 10-13 x 3-3,5 µm. Anamorfo: macroconidias cilíndricas con extremos redondeados, estrechándose ligeramente hacia la base; tienen 1-3 septos y miden 45-52 x 6,5-7,5 µm. Microconidias ovales o elípticas, de 6-10 x 3,5-4 µm.

Huéspedes: Múltiples plantas herbáceas y leñosas.

Sintomatología: Es un patógeno débil del suelo que causa podredumbre y lesiones en raíces. También es causante de podredumbres de almacén.

Referencias:

- Booth, C. (1967). *Nectria radicola*. CMI Descriptions of Pathogenic Fungi and Bacteria N° 148.
- Tuset, J.J. (1980). Some pathological aspects of cypress in Spain. En “Grasso, V. and Raddi, P. (edit.). The cypress: diseases and protection”: 225-230. European Economic Community, Agrimed.; Florence; Italy.

***Neotyphodium coenophialum* (Morgan-Jones & W. Gams)
Glenn, C. W. Bacon & Hanlin**

Sinónimos: *Acremonium coenophialum* Morgan-Jones & Gams.

Taxonomía: Reino Fungi, Hongos Mitospóricos (División Eumycota, Subdivisión Deuteromycotina, Clase Hyphomycetes).

Descripción: Colonias de color blanco o crema y crecimiento lento. Conidióforos rectos con forma de fiálida que presentan una o dos conidias unicelulares reniformes de 7 μ m de longitud.

Huéspedes: Numerosas especies de gramíneas.

Sintomatología: No produce síntomas en las plantas infectadas. Sin embargo, representa un problema para los animales que consumen pasto infectado, ya que las plantas contienen varios alcaloides tóxicos causantes de trastornos en animales. El hongo se transmite verticalmente por semilla.

Referencias:

- Zabalgoeazcoa, I., García Ciudad, A., García Criado, B. (1998). *Neotyphodium coenophialum* en semillas de variedades forrajeras de *Festuca arundinacea*. Investigación Agraria: Producción y Protección Vegetal 13: 167-172.
- Zabalgoeazcoa, I., Vázquez de Aldana, B.R., García Ciudad, A., García Criado, B. (2003). Fungal endophytes in grasses from semi-arid permanent grassland of western Spain. Grass and Forage Sciences 58: 94-97.

Oidium mangiferae Berthet

Sinónimos: *Acrosporium mangiferae* (Berthet) Subram., *O. erysiphoides* f. *mangiferae* (Berthet) J. M. Yen & Chin C. Wan.

Taxonomía: Reino Fungi, Hongos Mitospóricos (División Eumycota, Subdivisión Deuteromycotina, Clase Hyphomycetes).

Descripción: No se conoce su teleomorfo, aunque atendiendo al modo de germinación, a la forma globular de los haustorios y al tipo de conidióforos, este hongo se puede asimilar al grupo de *Erysiphe polygoni*. Los conidióforos emergen del micelio, miden 64-163 μm y llevan en su extremo una única espora terminal, hialina y elíptica de 33-43 x 21,7-28 μm .

Huéspedes: Mango, con diferentes grados de sensibilidad según la variedad de que se trate.

Sintomatología: El hongo se desarrolla sobre los tejidos jóvenes de las inflorescencias, hojas y frutos, formando manchas de micelio blanco con aspecto pulverulento sobre los órganos afectados. Las lesiones pueden llegar a unirse y los tejidos infectados bajo la lesión se ponen de color marrón. Las hojas atacadas se retuercen y deforman, y en ataques severos se puede producir defoliación. En flores, la panícula floral resulta especialmente susceptible, por lo que los daños son elevados. Los frutos atacados pueden aparecer completamente cubiertos por el hongo y caen prematuramente.

Referencias:

– Torés, J.A. (1997). El oidio del mango (*Oidium mangiferae* Berthet). Phytoma España 86: 16-20.

***Olpidium brassicae* (Woronin) P. A. Dang.**

Sinónimos: *Asterocystis radialis* de Wild, *Chytridium brassicae* Woronin, *Olpidiaster radialis* (de Wild.) Pascher, *Pleotrachellus brassicae* (Woronin) Sahtiy.

Taxonomía: Reino Fungi, Filo Chytridiomycota (División Eumycota, Subdivisión Mastigomycotina, Clase Chytridiomycetes).

Descripción: Zoosporangios redondeados y de pared delgada y lisa y esporangios latentes o quistes de pared gruesa y aspecto externo poligonal. Ambos aparecen individualmente llenando por completo las células de la raíz de la planta huésped, alcanzando un diámetro de 8-30 µm de diámetro. Zoosporas esféricas, hialinas, de unas 3 µm de diámetro, con un flagelo posterior de unas 17 µm de longitud, enquistándose al adherirse a la superficie del huésped.

Huéspedes: Plantas hortícolas, tabaco.

Sintomatología: Puede causar el secado de las plantas, presentando éstas apariencia de haber sido quemadas. Es particularmente dañino sobre las plántulas.

Referencias:

- Gómez-Vázquez, J. (1994). Podredumbre radicular asociada a *Olpidium* (*O. radiale* y *O. brassicae*). En “Díaz-Ruiz, J. R. y García-Jiménez, J. (edit.): Enfermedades de las cucurbitáceas en España. SEF-Phytoma-España”: 31-32.
- Izquierdo-Tamayo, A. (1973). El ficomiceto *Olpidium brassicae* (Woronin) Dangeard, su ataque a los semilleros de tabaco y su papel como vector de virus. Anales del Instituto Nacional de Investigaciones Agrarias. Protección Vegetal 3: 107-129.

***Ophiostoma novo-ulmi* Brasier [Sinanamorfos: *Sporothrix* sp. y *Graphium* sp.] y *O. ulmi* (Buisman) Nannf. [Sinanamorfos: *Sporothrix* sp. y *Pesotum ulmi* (M. B. Schwartz) J. L. Crane & Schoknecht]
Grafiosis (agresiva y no agresiva) del olmo**

Sinónimos: De *O. ulmi*: *Ceratocystis ulmi* (Buisman) Moreau, *Ceratostomella ulmi* Buisman. De *P. ulmi*: *Graphium ulmi* M. B. Schwarz.

Taxonomía: Reino Fungi, Filo Ascomycota (División Eumycota, Subdivisión Ascomycotina, Clase Pyrenomycetes).

Descripción: Durante años se consideró a los agentes causales de las grafiosis agresiva y no agresiva de los olmos como cepas de la misma especie, *O. ulmi*. Los estudios de Brasier (1991) demostraron que existían entre ambos diferencias morfológicas, culturales y fisiológicas y separó las cepas agresivas como una nueva especie, *O. novo-ulmi*. Básicamente ambas especies se diferencian por el aspecto morfológico de sus colonias en medios agarizados y por la velocidad de crecimiento radial. Los coleópteros escolítidos actúan como vectores transmisores de ambas enfermedades. *O. novo-ulmi*: Teleomorfo: peritecios superficiales o parcialmente sumergidos en el sustrato, negros, de 75-140 µm de diámetro, cuello negro, de 230-640 µm de longitud, 19-36 µm de diámetro en la base y 9-14 µm en su extremo, con una ratio longitud/base del cuello de 1,5-6,2. Ascas de pared delgada, globosas a ovals, evanescentes. Ascosporas hialinas, unicelulares, de 4,5-6 x 1-1,5 µm. Sinanamorfo *Sporothrix*: conidióforos de 10-30 µm producidos lateralmente en las hifas, conidias holoblásticas, unicelulares hialinas, elipsoides a alargadas, de 4,5-14 x 2-3 µm. Sinanamorfo *Graphium*: conidias holoblásticas, producidas en sinemas, unicelulares, hialinas, ovoides a elipsoides, de 2-6 x 1-3 µm, agregadas en gotitas mucilaginosas de color blanco-crema. *O. ulmi*: Teleomorfo: peritecios superficiales o parcialmente sumergidos en el sustrato, negros, de 100-150 µm de diámetro, cuello negro, de 280-420 µm de longitud, 18-42 µm de diámetro en la base y 11-16 µm en su extremo, con una ratio longitud/base del cuello de 2,4-3,5. Ascas de pared delgada, globosas a ovals, evanescentes. Ascosporas hialinas, unicelulares, de 4,5-6 x 1-1,5 µm. Los sinanamorfos son muy similares a los de *O. novo-ulmi*.

Huéspedes: Especies del género *Ulmus*. En España es especialmente sensible *U. minor*.

Sintomatología: Obstrucción generalizada de los vasos del xilema, como consecuencia de la cual se produce marchitez foliar primaria, muerte de ramillos y el colapso final de los elementos conductores. En la grafiosis agresiva, la velocidad e intensidad con que se producen estos daños no permiten prácticamente al árbol desarrollar ningún mecanismo

de defensa. El árbol puede rebrotar, pero los rebrotes se marchitan de nuevo tras un cierto tiempo. Esta gravísima enfermedad ha reducido de forma muy importante las poblaciones de olmos de todo el mundo. En España es la responsable de la masiva mortandad de *U. minor* desde 1980. La grafiosis no agresiva evoluciona mucho más lentamente, pudiendo sobrevivir los árboles afectados durante bastantes años.

Referencias:

- Booth, C., and Gibson, I. A. S. (1973). *Ceratocystis ulmi*. CMI Description of Pathogenic Fungi and Bacteria N° 361.
- Brasier, C. M. (1991). *Ophiostoma novo-ulmi* sp. nov., causative agent of current Dutch elm disease pandemics. Mycopathologia 115: 151-161.
- García Rotger, M., Romero Casado, J. (1996). Detección de la grafiosis agresiva en la isla de Ibiza (Balears). Bol. San. Veg. Plagas 22: 789-801.
- Ipinza Carmona, R., Gil Sánchez, L. (1987). Algunos aspectos teóricos de la epidemia causada por la grafiosis. Revisión en España. Bol. San. Veg. Plagas 13: 395-408.
- Muñoz, M.C., Rupérez, A. (1980) La desaparición de los olmos. Bol. San. Veg. Plagas 6: 105-106
- Muñoz López, C., Pérez Fortea, V., Cobos Suárez, P., Hernández Alonso, R., Sánchez Peña, G. (2003). Sanidad Forestal. Guía en imágenes de plagas, enfermedades y otros agentes presentes en los montes. Ed. Mundi-Prensa, Madrid, 576 pp.

***Ophiostoma piceae* (Münch) H. Sydow & Sydow**

Sinónimos: *Ceratocystis piceae* (Münch) B. K. Bakshi y 16 más.

Taxonomía: Reino Fungi, Filo Ascomycota (División Eumycota, Subdivisión Ascomycotina, Clase Pyrenomycetes).

Descripción: Peritecios solitarios, parcialmente inmersos en el sustrato, de color marrón oscuro a negro. Ascas globosas a ovals, formadas en cadenas, con 8 ascosporas, con paredes finas que delicuescen temprano. Ascosporas unicelulares, hialinas, amarillentas en masas, ovals a reniformes.

Huéspedes: Especies forestales de hoja ancha (principalmente *Quercus*) o coníferas.

Referencias:

- CABI/EPPO (2002). *Ophiostoma piceae* (Munch) H. Sydow & Sydow. Distribution Maps of Plant Diseases n° 869.

***Otthia spiraeae* (Fuckel) Fuckel**
[Anamorfo: *Diplodia sarmentorum* (Fr.) Fr.]

Sinónimos: *Cucurbitaria spiraeae* Fuckel.

Taxonomía: Reino Fungi, Filo Ascomycota (División Eumycota, Subdivisión Ascomycotina, Clase Loculoascomycetes).

Descripción: Anamorfo: células conidiógenas hialinas, lisas, cilíndricas, aseptadas, de 12-17 x 3-4,5 μm , holoblásticas al principio, y que después muestran proliferación percurrente, con uno o dos collarettes. Conidias inicialmente hialinas y aseptadas, con pared gruesa, para posteriormente adquirir una coloración marrón oscuro, con un septo central, lisas externamente y ornamentadas (verrugosas) internamente, de 24-26 x 9,4-10,5 μm , de forma recta, ovoide a oblonga, con ápice obtuso y base truncada.

Huéspedes: Diversas especies del género *Quercus*, principalmente *Q. suber* y *Q. ilex*.

Sintomatología: Lesiones corticales en forma de pequeños chancros rodeados por una capa de callo, que no llegan a anillar la rama, por lo que no aparecen síntomas foliares.

Referencias:

- Sánchez, M.E., Venegas, J., Romero, M.A., Phillips, A.J.L., Trapero, A. (2003). El chancho de encinas y alcornoques causado por *Botryosphaeria* spp. en Andalucía. Boletín de Sanidad Vegetal Plagas 29: 593-612.

***Oxyporus latemarginatus* (Durieu & Mont.) Donk**

Sinónimos: Diversas especies de los géneros *Chaetoporus*, *Irpex*, *Poliporus*, *Poria*, *Rigidoporus* y *Trametes*, hasta un total de 15 sinónimos.

Taxonomía: Reino Fungi, Filo Basidiomycota (División Eumycota, Subdivisión Basidiomycotina, Clase Basidiomycetes).

Descripción: Cuerpos fructíferos anuales, resupinados, adheridos al sustrato, de color variable. Poros de tamaño y forma variables, de 0,3-2 mm de diámetro. Basidios hialinos, de forma cilíndrico-aclavada y de 13-25 x 4-5 μm , con dos o cuatro basidiosporas. Basidiosporas hialinas, elipsoidales, con pequeñas gúttulas, de 4,0-6,0 x 3-3,5 μm .

Huéspedes: Palmeras de la especie *Phoenix canariensis*.

Sintomatología: Podredumbre de palmeras.

Referencias:

- Bernicchia, A. (1990). Poliporaceae. 1. in Italia. Istituto di Patologia Vegetale. Università degli Studi. Bologna (Italia). 584 pp.
- Martín, M.P., Montón, C. (2004). Identificación molecular de *Oxyporus latemarginatus* (Basidiomycotina) en palmeras. Boletín de Sanidad Vegetal Plagas 30: 93-96.

Penicillium chrysogenum Thom

Taxonomía: Reino Fungi, Hongos Mitospóricos (División Eumycota, Subdivisión Deuteromycotina, Clase Hyphomycetes).

Descripción: Los conidióforos delgados y de pared fina son erectos y llevan conidias subglobosas a elípticas, de pared lisa y de 2,5-3,5 µm de diámetro. La especie se caracteriza por las cabezas conídicas ramificadas de tres en tres, de rápido crecimiento y color azul verdoso, con un exudado abundante de color amarillo.

Huéspedes: En múltiples especies herbáceas y leñosas. En España ha sido identificado sobre maíz.

Sintomatología: Causa el decaimiento de las plantas que infecta, así como la pudrición de los materiales vegetales almacenados.

Referencias:

- Jiménez, M., Sanchís, V., Santamarina, P., Hernández, E. (1985). *Penicillium* in pre-harvest corn from Valencia (Spain). I. Influence of different factors on the contamination. *Mycopathologia* 92: 53-57.
- Kozakiewicz, Z. (1995). Description of *Penicillium chrysogenum* Thom. CMI Descriptions of fungi and Bacteria 1257, Commonwealth Mycological Institute.

***Penicillium digitatum* Sacc.**
Moho verde de los cítricos

Taxonomía: Reino Fungi, Hongos Mitospóricos (División Eumycota, Subdivisión Deuteromycotina, Clase Hyphomycetes).

Descripción: Forma colonias de aspecto aterciopelado y color oliváceo pálido. Los conidióforos, cortos y lisos con muy pocas fiálidas, portan conidias lisas, pudiendo ser de subglobosas a cilíndricas, la mayor parte de las ocasiones son elípticas; miden 3,4-12 x 3-8 µm.

Huéspedes: Cítricos, plantas hortícolas en almacén.

Sintomatología: Forma manchas hidróticas, redondas y deprimidas sobre la superficie que parasita. Con el tiempo se cubre de micelio blanco sobre el que prevalecerá un tono verde oliváceo cuando genere las esporas. Las lesiones se rodean de un anillo aguanoso. El órgano afectado, normalmente frutos, acaba por momificar.

Referencias:

- Díaz Borrás, M.A., Vila Aguilar, R., Hernández Giménez, E. (1987). Resistencia de *Penicillium digitatum*, aislado en centros españoles de comercialización de cítricos frente a los fungicidas OPPS. Revista de Agroquímica y Tecnología de Alimentos 27: 439-445.

Penicillium expansum Link

Taxonomía: Reino Fungi, Hongos Mitospóricos (División Eumycota, Subdivisión Deuteromycotina, Clase Hyphomycetes).

Descripción: Conidióforos erectos, hialinos, lisos, septados y ramificados al final, dan una estructura con forma de peine. Cada ramificación lleva una cadena de conidias. Éstas son globosas a ovoides, de 2,5-3 μm de diámetro, unicelulares, de color variable y con la superficie lisa. Los grupos de conidias formados son simétricos. Esta especie se caracteriza por las cabezas conídicas de color verde grisáceo de rápido crecimiento.

Huéspedes: Aceitunas, aguacates, cerezas, manzanas, órganos de reserva de plantas hortícolas almacenados, peras, piñas, uvas.

Sintomatología: Causa la enfermedad del moho azul de almacén. Causa una podredumbre blanda, dando lugar a unas lesiones deprimidas de rápida extensión. Durante el almacenamiento del fruto se producen conidias y anillos concéntricos sobre la superficie. Las masas conídicas, al madurar, toman color azul verdoso.

Referencias:

- Viñas, I., Usall, J., Sanchís, V. (1991). Tolerance of *Penicillium expansum* to postharvest fungicide treatments in apple packing houses in Lérida (Spain). *Mycopathologia* 113: 15-18.
- Viñas, I., Dadon, J., Sanchís, V. (1993). Citrinin-producing capacity of *Penicillium expansum* strains from apple packing houses of Lérida (Spain). *International Journal of Food Microbiology* 19:153-156.
- Viñas, I., Usall, J., Teixidó, N., (1995). Presencia de cepas fúngicas resistentes a fungicidas en poscosecha de fruta dulce en Lérida. *ITEA Producción Vegetal* 91: 6-20.

***Penicillium fagi* Martin. et al.**

Taxonomía: Reino Fungi, Hongos Mitospóricos (División Eumycota, Subdivisión Deuteromycotina, Clase Hyphomycetes).

Descripción: Forma hifas septadas, estrechas de 2-3 μm de diámetro. Los conidióforos erectos, septados, están ramificados en su último tercio. Las conidias, en los extremos de las ramificaciones, son globosas a ovoides, unicelulares y de 2-4 μm de diámetro.

Huéspedes: Haya.

Sintomatología: Parasita las plantas leñosas forestales, atacando fundamentalmente los frutos de éstas.

Referencias:

– Martínez, A.T., Ramírez, C. (1978). *Penicillium fagi* sp. nov., isolated from beech leaves. Mycopathologia 63: 57-59.

***Penicillium gladioli* Mc Cull. et Thom**

Taxonomía: Reino Fungi, Hongos Mitospóricos (División Eumycota, Subdivisión Deuteromycotina, Clase Hyphomycetes).

Descripción: En agar Czapek el aspecto de las colonias varía mucho en función de la temperatura de crecimiento. A 15 °C o menos el crecimiento es predominantemente conidial, con esclerocios en cultivos viejos. A esta temperatura los conidióforos aparecen agrupados, en haces y las áreas conidiales son de color azul verdoso. Conidióforos ligeramente rugosos, largos, de hasta 2 mm de longitud y 3-3,5 μm de grosor, portando una o dos ramas, cada una de ellas con unas pocas métulas de 10-12 μm de longitud y con 4 a 8 fiálidas. Conidias elípticas a subglobosas, lisas de 2,8-3,8 x 2,5-3,0 μm .

Huéspedes: Gladiolo.

Sintomatología: Zonas necrosadas de color marrón en los bulbos afectados, hundidas y claramente delimitadas exteriormente. El tejido del interior del bulbo por debajo de esta zona adquiere una coloración parda, que posteriormente evoluciona a blanca, con textura esponjosa.

Referencias:

- García-Jiménez, J., Alfaro-García, A. (1985). Inspección fitosanitaria del bulbo de gladiolo: Estudio básico. Boletín del Servicio de Defensa contra Plagas e Inspección Fitológica. Fuera de serie 3. 71 pp.
- Onions, A. H. S. (1966). *Penicillium gladioli*. CMI Descriptions of Pathogenic Fungi and Bacteria N° 98.

Penicillium variable Sopp

Taxonomía: Reino Fungi, Hongos Mitospóricos (División Eumycota, Subdivisión Deuteromycotina, Clase Hyphomycetes).

Descripción: Colonias cubiertas de un micelio aéreo amarillo estéril, con el reverso amarillo a naranja o verde marrón. Conidias elipsoidales a fusiformes, de tamaños diferentes, lisas o irregularmente rugosas, especialmente las más grandes, la mayoría de 3-3,5 x 2-2,5 μm , aunque a veces son mucho mayores.

Huéspedes: Pera "Blanquilla"

Sintomatología: Podredumbre verde.

Referencias:

- Palazón, I.J., Palazón, C. (1987). Presence of *Penicillium verrucosum* Dierckx and *Penicillium variable* SOPP on post-harvest rots of "Blanquilla" pear. 7th Congress of the Mediterranean Phytopathological Union. 192. Granada, Spain.

Penicillium verrucosum Dierckx

Sinónimos: *P. casei* W. Staub, *P. gerundense* C. Ramírez & A. T. Martínez, *P. verrucosum* (Dierckx) Samson, Stolk & Hadlok.

Taxonomía: Reino Fungi, Hongos Mitospóricos (División Eumycota, Subdivisión Deuteromycotina, Clase Hyphomycetes).

Descripción: Colonias amarillo-verde brillante, de crecimiento más lento que *P. expansum*, con el que se puede confundir. Conidióforos ramificados de 2 a 3 veces, que se agregan en sinemas. Conidias inicialmente elipsoidales, y más tarde globosas a subglobosas, de paredes lisas, de 3-4 μm de diámetro.

Huéspedes: Pera "Blanquilla".

Sintomatología: Podredumbre verde.

Referencias:

- Palazón, I. J., Palazón, C. (1987). Presence of *Penicillium verrucosum* Dierckx and *Penicillium variable* Sopp on post-harvest rots of "Blanquilla" pear. 7th Congress of the Mediterranean Phytopathological Union. 192. Granada, Spain.

Peronospora arborescens Mildiu

Sinónimos: *Botrytis arborescens* Berk.

Taxonomía: Reino Chromista, Filo Oomycota (División Eumycota, Subdivisión Mastigomycotina, Clase Oomycetes).

Descripción: Conidióforos de 300-800 x 10-12 μm . Conidias de 18-26 x 16-20 μm , elípticas a casi esféricas, hialinas o marrón pálido cuando están en masas. Oosporas de 42-48 μm , de color marrón rojizo oscuro, con pared exterior de grosor irregular, de 4-10 μm .

Huéspedes: Adormidera.

Sintomatología: Amarilleamiento, abullonamientos y deformaciones del limbo foliar, que progresan hasta ocasionar necrosis generalizada de los tejidos afectados y finalmente, muerte de la planta.

Referencias:

- Francis, S. M. (1981). *Peronospora arborescens*. CMI Descriptions of Pathogenic Fungi and Bacteria N° 686.
- Montes, M., Landa, B. B., Muñoz-Ledesma, F. J., Jiménez-Díaz, R. M. (2004). Etiología, importancia y distribución del mildiu de la adormidera (*Papaver somniferum*) en España. Resúmenes del XII Congreso de la Sociedad Española de Fitopatología: 157. Lloret de Mar (Girona).

Peronospora chlorae de Bary

Mildiu

Taxonomía: Reino Chromista, Filo Oomycota (División Eumycota, Subdivisión Mastigomycotina, Clase Oomycetes).

Descripción: Esporangióforos constituidos por un tallo rígido que se ramifica de dos a diez veces dicotómicamente, siendo estas ramificaciones de forma curvada y terminaciones apuntadas. Esporangios de 16-25 x 13-17 μm , elipsoides a ovoides, sin papila apical, hialinos a gris pálido. Oogonios esféricos o elipsoides, de 26-46 μm de diámetro, a menudo con un anteridio ovoide en posición lateral que mide 18 x 12 μm . Oosporas de 25-30 μm de diámetro, globosas, con algunas irregularidades en la superficie.

Huéspedes: *Eustoma russelianum*, *Erythraea* spp., *Centaurium* spp.

Sintomatología: Ataca a las hojas del huésped, propagándose con rapidez sobre los tejidos verdes. Cubre la superficie del tejido con micelio que en principio es de color blanco, para ir tomando una tonalidad pardo grisácea con el tiempo.

Referencias:

– Commonwealth Mycological Institute (CMI). (1994). Distribution of *Peronospora chlorae* de Bary. CMI Map 664, 1st Edition.

***Peronospora conglomerata* Fuckel**

Mildiu

Taxonomía: Reino Chromista, Filo Oomycota (División Eumycota, Subdivisión Mastigomycotina, Clase Oomycetes).

Descripción: Esporangióforos arborescentes, incoloros, aseptados, ramificados de 3-7 veces dicotómicamente. Esporangios de 19-24 x 16-22 μm , esféricos, con algunas irregularidades en la superficie, de color marrón pálido, sin papilas. Oogonios de 35-42 μm de diámetro, esféricos a subesféricos, a menudo con un anteridio ovoide en posición lateral que mide 8 x 10 μm . Oosporas de 26-35 μm de diámetro, esféricas, de superficie lisa.

Huéspedes: *Geranium* spp.

Sintomatología: Los esporangióforos se forman en toda la superficie inferior de la hoja, la cual deja de crecer y se vuelve quebradiza y amarillenta.

Referencias:

– Commonwealth Mycological Institute (CMI). (1994). Distribution of *Peronospora conglomerata* Fuckel. CMI Map 665, 1st Edition.

Peronospora destructor (Berk.) Caspary Mildiu

Sinónimos: *Botrytis destructor* Berk., *Peronospora schleideni* Unger.

Taxonomía: Reino Chromista, Filo Oomycota (División Eumycota, Subdivisión Mastigomycotina, Clase Oomycetes).

Descripción: Esporangióforos de color violeta que emergen por los estomas, están ramificados de forma monopódica y acaban en dos esterigmas. Esporangios de 18-29 x 22-40 μm , de forma piriforme a fusiforme unidos al esporangióforo por un extremo apuntado. Oosporas de 30-44 μm de diámetro, de forma esférica y con una pared gruesa de superficie lisa.

Huéspedes: Cebolla y, en menor medida, ajo.

Sintomatología: Infecta de forma sistémica o localizada. Sistémicamente causa enanismo y hojas de un tono verde pálido. Las lesiones localizadas en hojas e inflorescencias son manchas pálidas. En condiciones húmedas esporula, dando un tono gris violáceo a las lesiones.

Referencias:

- Caballero, A. (1922). El Boixat o enfermedad de los ajos en Bañolas. Boletín Sociedad Española de Historia Natural 22: 210-212.
- Commonwealth Mycological Institute (CMI). (1969). Distribution of *Peronospora destructor* (Berk.) Casp. CMI Map 76, 3rd. edition.
- García-Morató, M. (1995). Plagas, enfermedades y fisiopatías del cultivo de la cebolla en la Comunidad Valenciana. Generalitat Valenciana. Consellería de Agricultura, Pesca y Alimentación. 111 pp.
- Mukerji, K. J. (1975). *Peronospora destructor*. CMI Descriptions of Pathogenic Fungi and Bacteria n° 456.

Peronospora euphorbiae Fuckel

Mildiu

Taxonomía: Reino Chromista, Filo Oomycota (División Eumycota, Subdivisión Mastigomycotina, Clase Oomycetes).

Descripción: Esporangióforos arborescentes, de incoloros a marrón claro, aseptados, que se ramifican de 5-7 veces dicotómicamente en su tercio superior. Esporangios de 16-20 x 12-18 μm , esféricos a ovoides, de color marrón pálido a gris claro, sin papilas. Oogonios subsféricos, de 30-45 μm de diámetro y de color marrón amarillento. Oosporas esféricas, de superficie lisa, de 30-35 μm de diámetro y de color amarillo claro.

Huéspedes: *Euphorbia* spp.

Sintomatología: Ataca a las hojas del huésped, propagándose con rapidez sobre los tejidos verdes. Cubre la superficie del tejido con micelio que en principio es de color blanco, para ir tomando una tonalidad pardo grisácea con el tiempo.

Referencias:

– Commonwealth Mycological Institute (CMI). (1994). Distribution of *Peronospora euphorbiae* Fuckel. CMI Map 677, 1st Edition.

Peronospora farinosa f. sp. *betae* Byford Mildiu

Sinónimos: *Peronospora betae* Kuehn, *P. schachtii* Fuckel.

Taxonomía: Reino Chromista, Filo Oomycota (División Eumycota, Subdivisión Mastigomycotina, Clase Oomycetes).

Descripción: Micelio intercelular con haustorios ramificados en las células del huésped. A través de los estomas emergen los esporangióforos en grupos pequeños y dan lugar a esporangios elípticos que miden 21-27 x 16-19 μm . Oosporas de 30-36 μm de diámetro, globosas, con alguna irregularidad en su superficie.

Huéspedes: Remolacha.

Sintomatología: Las hojas jóvenes aparecen engrosadas, deformadas y de color verde pálido. Con humedad esporula en el envés. En ataques graves, las hojas se necrosan y mueren. En plantas jóvenes pueden aparecer lesiones localizadas.

Referencias:

- Commonwealth Mycological Institute (CMI). (1969). Distribution of *Peronospora farinosa* Kiessl. CMI Map 28, 3rd. Edition.
- Domínguez García-Tejero, F. (1951). Distribución en España de las plagas y enfermedades de la remolacha. Boletín Patología Vegetal y Entomología Agrícola 18: 181-204.
- Francis, S. M., Byford, W. J. (1983). *Peronospora farinosa* f. sp. *betae*. CMI Descriptions of Pathogenic Fungi and Bacteria n° 765.
- Pérez de Algaba, A., García Benavides, P. (1996). *Peronospora farinosa* f. sp. *betae* Byford. Mildiu. Fichas de diagnóstico en laboratorio de organismos nocivos de los vegetales. Ficha 51. MAPA. Madrid.

***Peronospora hyoscyami* de Bary f. sp. *tabacina* (Adam) Skalický** **Moho azul del tabaco**

Sinónimos: *P. nicotianae* Speg.; *P. tabacina* Adam.

Taxonomía: Reino Chromista, Filo Oomycota (División Eumycota, Subdivisión Mastigomycotina, Clase Oomycetes).

Descripción: Esporangios de tamaño muy variable, de 15-25 x 10-17 µm y siempre de coloración parda. Oosporas globosas, de 24-40 µm de diámetro, con alguna irregularidad en su superficie, de color pardo.

Huéspedes: Tabaco.

Sintomatología: En el semillero aparecen manchas amarillas y redondas en el haz con una eflorescencia gris o azulada en el envés. En las plantas adultas, aparecen lesiones amarillas en el haz de las hojas con esporulación en el envés, llegando a formar áreas necróticas pardo claras, impidiendo su utilización agrícola. El sistema vascular toma coloraciones pardas, pudiendo aparecer lesiones en tallo, yemas y flores.

Referencias:

- Alcaraz Mira, E. (1971). La resistencia a *Peronospora tabacina* Adam de las variedades actuales de tabaco obtenidas por hibridación. Anales del Instituto Nacional de Investigaciones Agrarias. Producción Vegetal 1: 125-147.
- Commonwealth Mycological Institute (CMI). (1993). Distribution of *Peronospora tabacina* Adam. CMI Map 23, 10th. Edition.
- Hall, G. (1989). *Peronospora hyoscyami* f. sp. *tabacina*. CMI Descriptions of Pathogenic Fungi and Bacteria n° 975.

***Peronospora parasitica* (Pers.) Fr.**
Mildiu

Sinónimos: *Hyaloperonospora brassicae* (Gäum.) Göker, *Perofascia lepidii* (McAlpine) Constant., *Peronospora brassicae* Gäum., *P. cheiranthi* Gäum., *P. dentaria* Rabenh.

Taxonomía: Reino Chromista, Filo Oomycota (División Eumycota, Subdivisión Mastigomycotina, Clase Oomycetes).

Descripción: Los esporangióforos salen a la superficie por los estomas y tienen ramificación dicotómica. Esporangios esféricos a elipsoides, de 24-27 x 12-22 µm. Anteridios paraginos. Oosporas maduras de color marrón amarillento, esféricas, de pared gruesa y de 26-45 µm de diámetro.

Huéspedes: Crucíferas cultivadas.

Sintomatología: El hongo penetra dentro del tejido del huésped. En plántulas susceptibles se puede dar infección sistémica, causando su marchitez y posterior muerte. En hojas maduras se producen áreas cloróticas limitadas, con eflorescencias blanco verdosas en el envés. Pueden llegar a secar y necrosar las hojas. En cogollos, produce decoloraciones y facilita la acción de bacterias de podredumbre blanda durante el almacenamiento.

Referencias:

- Sinobas-Alonso, J., Díaz-Alonso, M. (1995). El mildiu de las crucíferas en el término de Villa del Prado (Madrid): apuntes epidemiológicos. Boletín de Sanidad Vegetal Plagas 21: 497-506.

Peronospora statices Berk.

Mildiu

Taxonomía: Reino Chromista, Filo Oomycota (División Eumycota, Subdivisión Mastigomycotina, Clase Oomycetes).

Descripción: Esporangióforos que emergen agrupados por los estomas del huésped, de 1 a 4 por cada estoma; son largos, rectos y ramificados dicotómicamente. Esporangios obovoides a elípticos, sin papila, con la zona de inserción al esterigma del esporangióforo ligeramente apuntada y con cicatriz; miden 19-23 x 13-16 μm . No se han observado las fases sexuales u oogonios.

Huéspedes: Afecta al estático y limonium, varias especies del género *Limonium*; también puede encontrarse sobre otros géneros de la familia *Plumbaginaceae*.

Sintomatología: Síntomas típicos de los mildius causados por el género *Peronospora*: manchas de tipo aceitoso en las hojas, más patentes en el haz, que posteriormente dan lugar a tonos cloróticos y aspecto húmedo oscuro; las manchas se extienden como si fueran de aceite y acaban por secar total o parcialmente la hoja. El ataque a tallos florales y pedúnculos foliares es raro, y sólo tiene lugar en ataques graves. En condiciones de alta humedad ambiental el patógeno fructifica por el haz y el envés foliar, con una superficie algodonosa densa de tonos grisáceos.

Referencias:

– Collar Urquijo, J. (2002). *Peronospora statices* Berk. Mildiu. Fichas de diagnóstico en laboratorio de organismos nocivos de los vegetales. Ficha 188. MAPA. Madrid.

***Peronospora viciae* (Berk.) Caspary**

Sinónimos: *Botrytis viciae* Berk. y 6 más.

Taxonomía: Reino Chromista, Filo Oomycota (División Eumycota, Subdivisión Mastigomycotina, Clase Oomycetes).

Descripción: Esporangióforos ramificados en dos tercios o más de su longitud. Esporangios de 15-30 x 15-20 μm , ovales a elípticos con el extremo unido al esporangióforo algo estrechado, de color violeta pálido a gris pálido. Oosporas esféricas, de 25-37 μm de diámetro, de color marrón claro a rosa amarillento.

Huéspedes: Almorta, guisante, judía, veza.

Sintomatología: Como síntomas sistémicos causa enanismo y deformación de plántulas, aparición de eflorescencia blanca en tejidos infectados y muerte de la planta. La infección localizada foliar da manchas amarillas a pardas en el haz con micelio algodonoso blanco-azulado en el envés. Puede infectar zarcillos y flores e invadir vainas y semillas.

Referencias:

- Laboratorio de Criptogamia. (1943). Informe del trabajo llevado a cabo por la Estación de Fitopatología de La Coruña durante 1942. Publicación Estación Fitopatología Agrícola de La Coruña 23: 21-57.
- Mukerji, K. G. (1975). *Peronospora viciae*. CMI Descriptions of Pathogenic Fungi and Bacteria n° 455.

Pestalotiopsis funerea (Desm.) Steyaert

Sinónimos: *Pestalotia funerea* Desm.; *Pestalotiopsis dichchaeta* (Speg.) Stey.

Taxonomía: Reino Fungi, Hongos Mitospóricos (División Eumycota, Subdivisión Deuteromycotina, Clase Coelomycetes).

Descripción: Forma, en acérvulos, conidias fusiformes, rectas o ligeramente curvadas, constreñidas en los septos, de cinco células, de 19-27 x 5-7,5 µm, con apéndices característicos (3-6 en el ápice, 1 en la base). Los acérvulos son globosos y rompen la epidermis por un poro que llega a ser ancho e irregular, de hasta 300 µm de diámetro.

Huéspedes: Ciprés.

Sintomatología: Causa tanto lesiones en las acículas como chancros. Es particularmente grave en los viveros.

Referencias:

- Fernández de Ana, F.J. (1974). Nuevos ataques a las tuyas en los viveros de Galicia. Anales del Instituto Nacional de Investigaciones Agrarias. Recursos Naturales 1: 187-199.
- Tuset-Barrachina, J.J. (1972). Un marchitamiento y secado de hojas y ramas jóvenes de origen micológico, en el ciprés. Anales del Instituto Nacional de Investigaciones Agrarias. Protección Vegetal 2: 11-25.
- Tuset, J.J. (1980). Some pathological aspects of cypress in Spain. En (Grasso, V., Raddi, P.) The cypress: diseases and protection. European Economic Community, Agri-med.; Florence; Italy. Pp 225-230.

Pestalotiopsis maculans (Corda) Nag Raj

Sinónimos: *Hendersonia maculans* (Corda) Lév., *Pestalotia maculans* (Corda) S. Hughes, *Sporocadus maculans* Corda.

Taxonomía: Reino Fungi, Hongos Mitospóricos (División Eumycota, Subdivisión Deuteromycotina, Clase Coelomycetes).

Descripción: Conidias de 22-30 x 5-9 μm , de cinco células, con células basal y apical hialinas, mientras que las tres intermedias son de color marrón, las dos superiores más oscuras que la inferior. Normalmente poseen tres apéndices apicales (pueden variar de 1 a 4), de unas 17 μm de largo y un apéndice basal de unas 6 μm de largo.

Huéspedes: Madroño (*Arbutus unedo*) y algarrobo (*Ceratonia siliqua*).

Sintomatología: Manchas necróticas de gran tamaño (hasta 20 mm de diámetro) en hojas, localizadas generalmente, aunque no exclusivamente, en los márgenes de las mismas. En la especie *A. unedo* las manchas aparecen rodeadas por un halo rojo, mientras que en *C. siliqua* el halo es oscuro. El hongo provoca defoliación.

Referencias:

- Trapero, A., Romero, M.A., Varo, R., Sánchez, M.E. (2003). First report of *Pestalotiopsis maculans* causing necrotic leaf spots in nursery plants of *Arbutus unedo* and *Ceratonia siliqua* in Spain. *Plant Disease* 87:1263.

***Pestalotiopsis palmarum* (Cooke) Steyaert**

Manchas en hojas de palmeras

Sinónimos: *Pestalotia palmarum* Cooke.

Taxonomía: Reino Fungi, Hongos Mitospóricos (División Eumycota, Subdivisión Deuteromycotina, Clase Coelomycetes).

Descripción: Acérvulos globulosos, lenticelares o elipsoides, por los que emergen los cirros a través de una abertura irregular y amplia. Conidióforos anelídicos. Conidias fusiformes, generalmente rectas, tienen tres células oscuras centrales y una terminal hialina en cada extremo, de 17-25 x 4,5-7,5 μm . Generalmente con tres apéndices apicales y uno basal más corto.

Huéspedes: Palmáceas en general, especialmente en palmera datilera, canaria y *Washingtonia*.

Sintomatología: En el raquis, acículas de las hojas y base de los peciolo aparecen pequeñas manchas negras aproximadamente de 1 cm de largo, que confluyen en amplias lesiones circulares. A medida que el hongo madura en las lesiones, éstas toman coloración blanca con el borde negro. La palmera puede presentar un aspecto enfermizo, pero sin llegar a ser causa de muerte.

Referencias:

- Montón Romans, C. (1999). *Pestalotiopsis palmarum* (Cooke) Steyaert. Manchas en hojas. Fichas de diagnóstico en laboratorio de organismos nocivos de los vegetales. Ficha 133. MAPA. Madrid.
- Morgue, J. E. M., Holliday, P., (1971). *Pestalotiopsis palmarum*. CMI Descriptions of Pathogenic Fungi and Bacteria n° 319.

***Pezizula alba* Guthrie [Anamorfo: *Phlyctema vagabunda* Desm.]
Lepra, antracnosis de la aceituna**

Sinónimos: Del anamorfo: *Plyctaena vagabunda* Desm., *Gloeosporium olivae* (Petri) Foschi, *G. allantoideum* Peck, *G. allantosporum* Fautr., *G. frigidum* Sacc., *G. tineum* Sacc., *Cylindrosporium olivae* Petri, etc.

Taxonomía: Reino Fungi, Filo Ascomycota (División Eumycota, Subdivisión Ascomycotina, Clase Discomycetes).

Descripción: Se suele encontrar en su fase anamórfica: conidioma estromático, abierto, unilocular, pero compartimentado y con presencia de hifas estériles (parafisos) intercaladas entre los conidióforos, que son relativamente largos (25-30 μm x 3,5-4 μm), ampuliformes, lisos flexuosos y con collaretes visibles. Conidias mayoritariamente curvadas y de extremos redondeados, de tamaño 14-30 x 2-4 μm .

Huéspedes: Olivo.

Sintomatología: En frutos verdes y maduros aparecen lesiones de tipo antracnosis, deprimidas, circulares, de borde oscuro y centro castaño-rojizo. En principio son aisladas, pero pueden llegar a ser coalescentes. En el centro de la lesión se aprecian unas pequeñas protuberancias (estromas) que acaban por romper la epidermis, apareciendo una masa amarillo-naranja de aspecto escarchado y seco.

Referencias:

- Del Moral, J., Mazón, J. J., Santiago, R. (1986). *Phlyctaena vagabunda* (Desm.) von Arx y *Fusarium moniliforme* Sheldon, nuevos patógenos de la aceituna en España. Bol. San. Veg. Plagas 12: 9-17.
- Montón Romans, C. (1996). *Phlyctaena vagabunda* (Desm.) von Arx. Lepra, antracnosis. Fichas de diagnóstico en laboratorio de organismos nocivos de los vegetales. Ficha 54. MAPA. Madrid.
- Sutton, B. C. (1980). The Coelomycetes. CMI 696 pp.

Phaeocryptopus gaeumannii (T. Rohde) Petrak

Sinónimos: *Adelopus gaeumannii* T. Rohde.

Taxonomía: Reino Fungi, Filo Ascomycota (División Eumycota, Subdivisión Ascomycotina, Clase Loculoascomycetes).

Descripción: Los cuerpos de fructificación del hongo son pseudotecios de color negro y de 40-100 μm de diámetro que se forman en la cara abaxial de las acículas y que liberan sus ascosporas de finales de primavera a comienzos de verano, infectando las acículas jóvenes y formando estromas en las cavidades subestomáticas de la cara abaxial de las acículas, madurando los pseudotecios durante el invierno y completando el ciclo en la primavera siguiente.

Huéspedes: Abeto Douglas (*Pseudotsuga menziesii*).

Sintomatología: Provoca la caída precoz de las acículas. Éstas muestran durante la primavera y el verano un bandeo violáceo característico debido a la aparición de los cuerpos de fructificación del hongo, que se disponen a lo largo de las hileras de estomas en la cara abaxial de las acículas. Más adelante estas zonas adoptan una tonalidad pardo rojiza. La enfermedad avanza lentamente, por lo que las acículas que caen antes llevan, cuando menos, dos o tres años infectadas. No obstante, puede darse el caso de infecciones severas, donde sólo permanecen, sin ningún tipo de lesión, las acículas del año en curso con su peculiar color verde claro.

Referencias:

- Muñoz López, C., Pérez Fortea, V., Cobos Suárez, P., Hernández Alonso, R., Sánchez Peña, G. (2003). Sanidad Forestal. Guía en imágenes de plagas, enfermedades y otros agentes presentes en los montes. Ed. Mundi-Prensa, Madrid, 576 pp.
- Smith, I. M., Dunez, J., Lelliot, R. A., Phillips, D. H., Archer, S. A. (edit.) (1988). European handbook of plant diseases. Blackwell Sci. Publ. 583 pp.

***Phaeoisariopsis griseola* (Sacc.) Ferraris**

Sinónimos: *Isariopsis griseola* Sacc.

Taxonomía: Reino Fungi, Hongos Mitospóricos (División Eumycota, Subdivisión Deuteromycotina, Clase Hyphomycetes).

Descripción: Hifas de color oliváceo y septadas. Los conidióforos son simples, de color marrón pálido a marrón, lisos y septados, con una ligera dilatación en el ápice. Las conidias son obclavadas, redondeadas en el ápice y truncadas en la base, de color marrón pálido oliváceo, con 2-6 septos y miden 35-70 x 5-7,5 µm.

Huéspedes: Judía.

Sintomatología: Causa manchas angulares grisáceas en las hojas del huésped. El hongo persiste como esclerocio en los restos vegetales o en la semilla.

Referencias:

- Benlloch, M. (1949). Observaciones fitopatológicas en 1948. Boletín Patología Vegetal y Entomología Agrícola 16: 203-242.
- Commonwealth Mycological Institute (CMI). (1996). Distribution of *Phaeoisariopsis griseola* (Sacc.) Ferraris. CMI Map 328, 4th. Edition.

***Phaeomoniella chlamydospora* (W. Gams, Crous, M. J. Wingf. & L. Mugnai) Crous & W. Gams**
Enfermedad de Petri en vid

Sinónimos: *Phaeoacremonium chlamydosporum* W. Gams, Crous, M. J. Wingf. & L. Mugnai. Tiene también un sinanamorfo tipo *Phoma*.

Taxonomía: Reino Fungi, Hongos Mitospóricos (División Eumycota, Subdivisión Deuteromycotina, Clase Hyphomycetes).

Descripción: Facies *Phaeomoniella*: Conidióforos y células conidiógenas de color verde claro. Conidias subhialinas, rectas, oblongo-elipsoides a obovadas, de 3-4 x 1-1,5 μm , formadas en cabezas mucosas. Facies *Phoma*: Picnidios globosos, de más de 70 μm de diámetro. Conidias hialinas, surgiendo del picnidio en un cirro, rectas, oblongo-elipsoides a obovadas, de 2-2,5 x 1-1,5 μm .

Huéspedes: Vid (*Vitis vinifera*), afectando principalmente a plantas jóvenes de 2 a 3 años de edad.

Sintomatología: Se trata de uno de los hongos asociados a la “enfermedad de Petri” en la vid, caracterizada por la aparición de retrasos en la brotación, entrenudos cortos, escaso desarrollo de los brotes y clorosis foliar. En la madera de la parte aérea y zonas basales se observa, al realizar cortes transversales, el pardeamiento de los vasos xilemáticos, que en ocasiones emiten una exudación gomosa de color oscuro.

Referencias:

- Armengol, J., Vicent, A., Torné, L., García Figueres, F., García Jiménez, J. (2001). Hongos asociados a decaimientos y afecciones de madera en vid en diversas zonas españolas. *Boletín de Sanidad Vegetal Plagas* 27: 137-153.
- Armengol, J., Vicent, A., Torné, L., García-Figueres, F., García Jiménez, J. (2001). Fungi associated with esca and grapevine declines in Spain: a three-year survey. *Phytopathologia Mediterranea* 40, Supplement: 325-329.
- Crous, P. W., Gams, W. (2000). *Phaeomoniella chlamydospora* gen. et comb. nov., a causal organism of Petri grapevine decline and esca. *Phytopathologia Mediterranea* 39: 112-118.
- García-Jiménez, J., Armengol, J., Beltrán, R., Jiménez-Jaime, A., Vicent, A. (2004). Enfermedades fúngicas de madera. En “Los parásitos de la vid. Estrategias de protección integrada”: 221-228. Ed. MAPA-Mundi-Prensa. 391 pp.

***Phaeosphaeria herpotrichoides* (de Not.) L. Holm.**
Mal del pie de los cereales

Sinónimos: *Leptosphaeria herpotrichoides* de Not.

Taxonomía: Reino Fungi, Filo Ascomycota (División Eumycota, Subdivisión Ascomycotina, Clase Loculoascomycetes).

Descripción: Teleomorfo: pseudotecios globosos inmersos que se prolongan en un cuello que llega hasta el exterior. Las ascas contienen 6-8 ascosporas de unas 23 x 5 µm, cilíndricas, redondeadas en el extremo, al principio hialinas y después de color marrón oliváceo, que tienen 4-7 septos transversales.

Huéspedes: Cebada, centeno, trigo, triticale.

Sintomatología: Causa el enanismo y la reducción del ahijamiento del huésped. En la base del tallo se presentan manchas ennegrecidas. Si se infectan las raíces adventicias y el tiempo es seco, se produce el colapso del grano, reduciendo la cosecha.

Referencias:

– Alfaro, A. (1940). Una septoriosis del trigo. Boletín de Patología Vegetal y Entomología Agrícola 9: 205-211.

***Phaeosphaeria nodorum* (Müller) Hedjar**
[Anamorfo: *Septoria nodorum* (Berk.) Berk.]

Sinónimos: Del teleomorfo: *Leptosphaeria nodorum* Müller. Del anamorfo: *Depazea nodorum* Berk., *Hendersonia nodorum* (Berk.) Petrak, *Phoma hennebergii* Kühn, *Macrophoma hennebergii* (Kühn) Berl. & Vogl., *Septoria glumarum* Pass., *Stagonospora nodorum* (Berk.) Castell & Germano.

Taxonomía: Reino Fungi, Filo Ascomycota (División Eumycota, Subdivisión Ascomycotina, Clase Loculoascomycetes).

Descripción: Teleomorfo: ascocarpos inmersos, de 150-200 µm de diámetro, globosos, de color marrón a negro. Ascas aclavadas, cilíndricas o algo curvadas con 8 ascosporas. Ascosporas de 19,5-22,5 x 4 µm, con forma de huso, color subhialino a pardo pálido con tres septos donde se constriñe; la penúltima célula se encuentra dilatada. Anamorfo: picnidios inmersos, globosos, de color miel, que llevan picnidiosporas de 22-30 x 2,5-3 µm, hialinas, rectas o ligeramente curvadas, con el ápice y la base obtusos.

Huéspedes: Cebada, centeno, trigo, triticale.

Sintomatología: Provoca la seca del huésped. Comienza como manchas verde oscuro en las plántulas, que se van extendiendo a la vez que toman color amarillento a pardo claro, con el borde y a menudo el centro, de color oscuro. Las lesiones acaban siendo áreas necróticas gris claro sobre las que se forman picnidios de color pardo claro. Puede extenderse a la vaina, la caña y los nudos.

Referencias:

- Alfaro, A. (1940). Una septoriosis del trigo. Boletín Patología Vegetal y Entomología Agrícola 9: 205-211.
- Commonwealth Mycological Institute (CMI). (1992). Distribution of *Phaeosphaeria nodorum* (E. Müller) Hedjar. CMI Map 283, 4th. Edition.
- Marín, J.P. (1985). Micosis del trigo en Andalucía Occidental. Anales del Instituto Nacional de Investigaciones Agrarias, Agrícola 7: 382-386.
- Marín, J.P., Aguirre, J. (1985). Micosis del trigo en Andalucía Occidental causada por especies de *Septoria*. Anales del Instituto Nacional de Investigaciones Agrarias, Agrícola 28: 119-145.

- Marín, J.P., Segarra, J., Almacellas, J. (1992). Enfermedades de los cereales en Cataluña en 1988-90. *Investigación Agraria, Producción y Protección Vegetales* 7: 261-275.
- Sutton. B. C., Waterston, J. M. (1966). *Leptosphaeria nodorum*. CMI Descriptions of Pathogenic Fungi and Bacteria n° 86.

***Phellinus pini* (Brot.) Bondartsev & Singer**

Sinónimos: *Trametes pini* (Thore) Britzelm., *Fomes pini* (Thore) P. Karst. y 11 más.

Taxonomía: Reino Fungi, Filo Basidiomycota (División Eumycota, Subdivisión Basidiomycotyna, Clase Basidiomycetes).

Descripción: Los cuerpos de fructificación producidos por el hongo son los elementos más característicos para el diagnóstico. Los basidiocarpos son estructuras perennes en forma de consola o casco de caballo, de 5-20 cm de anchura y más de 10 cm de grosor en su base. Su superficie es grisácea, verduzca o marrón oscura, existiendo un gran polimorfismo. Los márgenes activos son amarillentos. El himenio es poroso.

Huéspedes: Coníferas, muy susceptibles *Pinus sylvestris*, *P. pinaster* y *P. pinea*.

Sintomatología: Pudrición de los troncos de los pinos. Los pinos enfermos se conocen como "árboles chamosos". La coloración que adquiere la madera atacada es pardo-rojiza intensa. La madera descompuesta se desune siguiendo los anillos anuales. Entre la albura y el duramen descompuesto se forma una zona de aspecto teoso. Este hongo no mata a su huésped, puesto que se desarrolla a expensas de la madera muerta, pero es considerado uno de los hongos que produce mayores pérdidas en volumen de madera en los montes para su producción, devaluando su calidad y determinando su baja resistencia mecánica como consecuencia de la degradación de la lignina.

Referencias:

- Muñoz López, C., Pérez Fortea, V., Cobos Suárez, P., Hernández Alonso, R., Sánchez Peña, G. (2003). Sanidad Forestal. Guía en imágenes de plagas, enfermedades y otros agentes presentes en los montes. Ed. Mundi-Prensa, Madrid, 576 pp.
- Smith, I. M., Dunez, J., Lelliot, R. A., Phillips, D. H., Archer, S. A. (edit.) (1988). European handbook of plant diseases. Blackwell Sci. Publ. 583 pp.

***Phialophora cinerescens* (Wollenw.) v. Beyma**

Taxonomía: Reino Fungi, Hongos Mitospóricos (División Eumycota, Subdivisión Deuteromycotina, Clase Hyphomycetes).

Descripción: Los conidióforos están claramente diferenciados del micelio vegetativo y son septados, simples o ramificados e hialinos, que se vuelven marrón pálido con el tiempo. Tienen en su extremo fiálidas en forma de botella. Las conidias se generan de forma solitaria en los ápices y son simples, hialinas a marrón pálido, con el extremo distal redondeado y el basal truncado; miden 4-8 x 2,5-3,5 μm .

Huéspedes: Clavel.

Sintomatología: Causa una enfermedad vascular que lleva a una marchitez gradual en la que las hojas toman un tono azulado antes de morir.

Referencias:

- Commonwealth Mycological Institute (CMI). (1996). Distribution of *Phialophora cinerescens* (Wollenw.) Beyma. CMI Map 711, 1st Edition.
- European and Mediterranean Plant Protection Organization (1996). EPPO Database Vers. 3.4. European and Mediterranean Plant Protection Organization. París, France.

***Phloeospora aceris* (Lib.) Sacc.**

Sinónimos: *Didymosporina aceris* (Lib.) Höhn., *Marssonina truncatula* (Sacc.) Magnus, *Gloeosporium truncatulum* Sacc., *Cheilaria aceris* Lib.

Taxonomía: Reino Fungi, Hongos Mitospóricos (División Eumycota, Subdivisión Deuteromycotina, Clase Coelomycetes).

Descripción: Conidioma acervular, de más de 115 µm. Conidióforos ausentes. Células conidiógenas holoblásticas, anelídicas, de color marrón claro, lisas, de 6-8 x 3-5 µm. Conidias cuneiformes a cilíndricas, de color verdoso a marrón claro, de pared delgada, lisas, con base ancha y truncada y ápice obtuso, de 7-9,5 x 3-4 µm.

Huéspedes: Especies del género *Acer*, frecuente en *A. opalus* y *A. campestris*.

Sintomatología: Lesiones pardas en las hojas, de contorno irregular y 5-10 mm de diámetro, que merman su capacidad fotosintética. Sobre estas áreas necróticas se desarrollan diminutos acérvulos negros. Ocasionalmente se produce un desprendimiento del centro necrótico, que cae dejando el orificio. La extensión de las necrosis provoca una defoliación precoz; si la presencia del hongo es intensa durante varios años, se produce una pérdida de crecimiento y vigor en el árbol afectado.

Referencias:

- Muñoz López, C., Pérez Fortea, V., Cobos Suárez, P., Hernández Alonso, R., Sánchez Peña, G. (2003). Sanidad Forestal. Guía en imágenes de plagas, enfermedades y otros agentes presentes en los montes. Ed. Mundi-Prensa, Madrid, 576 pp.
- Sutton, B. C. (1980). The Coelomycetes. C. M. I. Kew, Surrey, England, 696 pp.

***Phoma exigua* var. *heteromorpha* (Sch. et Sacc.)
Noordeloos et Boerema**

Taxonomía: Reino Fungi, Hongos Mitospóricos (División Eumycota, Subdivisión Deuteromycotina, Clase Coelomycetes).

Descripción: Picnidios esféricos de 100-200 μm de diámetro, a veces ostiolados. Picnidiosporas elipsoidales con extremos redondeados, unicelulares, de tamaño 5,5-11,0 x 1,8-4,0 μm , y con menor frecuencia bicelulares.

Huéspedes: Adelfa (*Nerium oleander*) en cultivos de vivero.

Sintomatología: Manchas foliares concéntricas, ovoides o elipsoides, defoliación en diferentes grados y necrosis de brotes.

Referencias:

- Alvarez, L. A., Armengol, J., Jaafar, L., Vicent, A., Arona, M., Pérez-Sierra, A., Beltrán, C., García-Jiménez, J. (2004). Presencia de *Phoma exigua* var. *heteromorpha* afectando a viveros de adelfa. Resúmenes XII Congreso de la Sociedad Española de Fitopatología: 135. Lloret de Mar (Girona).
- Van der AA, H. A., Boerema, G. H., de Gruyter, J. (2000). Contributions towards a monograph of *Phoma* (Coelomycetes) VI-1. Section Phyllostictoides: Characteristics and nomenclature of its type species *Phoma exigua*. Persoonia 17 (3): 435-456.

Phoma fimeti Brunaud

Taxonomía: Reino Fungi, Hongos Mitospóricos (División Eumycota, Subdivisión Deuteromycotina, Clase Coelomycetes).

Descripción: Colonias de color marrón oliváceo, ocasionalmente blanquecinas, con micelio aéreo de moderadamente denso a denso, sin zonas concéntricas, de color amarillo por el reverso en agar avena. Picnidios inmersos uniloculares, de color marrón, globosos. Sin conidióforos. Células conidiógenas enteroblásticas, fialídicas, hialinas, lisas. Conidias hialinas, aseptadas, elipsoidales, de paredes finas, de 3-3,5 x 2-2,5 μm , con una gútula grande.

Huéspedes: Albaricoquero.

Sintomatología: Ataca tanto a las hojas como a la madera. Parece ser que su actuación es prácticamente saprofitica.

Referencias:

- Portilla, M.T., Tuset, J.J. (1983). Los *Phoma* presentes en nuestros frutales de hueso. Resúmenes de las Comunicaciones presentadas a la IV, V y VI Reuniones Anuales del Grupo Especializado de Fitopatología Microbiana de la Sociedad Española de Microbiología: 60. Monografías INIA nº 48.

***Phoma pomorum* Tümm.**

Sinónimos: *Phyllosticta prunicola* (Opiz) Sacc.; *Phoma prunicola* (Opiz) Wr. & Hochpf.

Taxonomía: Reino Fungi, Hongos Mitospóricos (División Eumycota, Subdivisión Deuteromycotina, Clase Coelomycetes).

Descripción: Tiene los picnidios esféricos a subglobosos, frecuentemente con más de un ostiolo y de color marrón claro a oscuro. Las conidias unicelulares o, muy ocasionalmente uniseptadas, son elípticas, subhialinas, de superficie lisa, que en la madurez adquieren color marrón oliváceo y miden 4,5-10 x 2-3,5 µm. Las clamidosporas se forman en largas cadenas de color marrón oscuro con cada elemento subgloboso de 8-11 µm de diámetro.

Huéspedes: Limonero, manzano, peral, *Prunus* spp.

Sintomatología: Causa el punteado de las hojas de los árboles. También se ha aislado de la podredumbre del fruto del limonero. Se trata de un parásito secundario.

Referencias:

- Tuset-Barrachina, J. J., Portilla, M.T. (1985). Contribución al conocimiento del género *Phoma* presente en *Prunus* sp. en el área mediterránea. Anales del Instituto Nacional de Investigaciones Agrarias. Protección Vegetal 28: 181-120.
- Unamuno, L. M. (1935). Notas Micológicas. XI. Algunas especies interesantes de micromycetes de Vizcaya. Boletín Sociedad Española de Historia Natural 35: 423-436.

***Phomopsis amygdali* (Delacr.) Tuset & Portilla**

Taxonomía: Reino Fungi, Hongos Mitospóricos (División Eumycota, Subdivisión Deuteromycotina, Clase Coelomycetes).

Descripción: Forma fructificaciones picnídicas con un estroma voluminoso, inicialmente subepidérmico, que posteriormente erumpe en superficie. Los conidióforos son cilíndricos, ramificados en la base y producen conidias unicelulares, hialinas y fusiformes, que miden 14-32 x 3-5 µm.

Huéspedes: Almendro, melocotonero.

Sintomatología: Las infecciones se producen en otoño por las cicatrices foliares, extendiéndose en primavera por los brotes unas lesiones pardas. Pueden llegar a marchitarse los extremos distales de los brotes. Las pérdidas por defoliación o muerte progresiva pueden ser importantes.

Referencias:

- Tuset, J. J. (2000). Chancros en ramas causados por *Phomopsis* spp. En “Montesinos, E. *et al.* (edit.): Enfermedades de los frutales de pepita y hueso”: 72-73. Mundi-Prensa- SEF. 147 pp.
- Tuset, J.J., Portilla, M.T. (1989). Taxonomic status of *Fusicoccum amygdaly* and *Phomopsis amygdalina*. Canadian Journal of Botany 67: 1275-1280.
- Varés-Megino, F., Mateo-Sagasta, E., Mijares-Álvarez, A., Barriocanal-Arnaiz, L. (1977). Epidemiología y control de *Fusicoccum amygdali* Del., parásito del almendro. Anales del Instituto Nacional de Investigaciones Agrarias. Protección Vegetal 7: 107-138.

***Phomopsis asparagui* (Sacc.) Bubák**

Taxonomía: Reino Fungi, Hongos Mitospóricos (División Eumycota, Subdivisión Deuteromycotina, Clase Coelomycetes).

Descripción: Los picnidios son aislados, inicialmente subcutáneos y posteriormente erumpentes, de color marrón a negro. Los conidióforos hialinos, septados y cilíndricos llevan conidias de dos formas: las α , cortas, de 7-9 x 2-3 μm , hialinas, ovoides a fusiformes, producidas en conidióforos largos y cilíndricos. Las β son filamentosas, hialinas, de 16-20 x 0,5 μm , producidas en conidióforos cortos y de forma cónica.

Huéspedes: Espárrago.

Sintomatología: El primer síntoma es la decoloración del tallo, seguida de la aparición de lesiones marrones y elípticas. El centro de las lesiones se torna blanquecino, con numerosos picnidios inmersos y los márgenes de color marrón oscuro. En infecciones graves puede causar defoliación en la planta, que acaba por secarse.

Referencias:

- Commonwealth Mycological Institute (CMI). (1993). Distribution of *Phomopsis asparagui* (Sacc.) Bubák. CMI Map 657, 1st Edition.
- Uecker, F.A., Johnson, D.A. (1991). Morphology and taxonomy of *Phomopsis* species on *Asparagus*. Mycologia 83: 192-199.

Phomopsis juniperivora G. Hahn

Taxonomía: Reino Fungi, Hongos Mitospóricos (División Eumycota, Subdivisión Deuteromycotina, Clase Coelomycetes).

Descripción: Picnidios sobre tallos y hojas generalmente solitarios, de color marrón oscuro, lenticulares a cónicos, a veces subesféricos, de más de 400 µm de anchura y con ostiolo apical. Conidias α: hialinas, unicelulares, fusiformes a elipsoides, bigutuladas, con una gútula en cada extremo y de 8-10 x 2-3 µm. Conidias β: hialinas, filiformes, curvadas, de 20-30 x 0,5-1 µm.

Huéspedes: En España se ha detectado sobre diversas especies de *Juniperus*, pero puede afectar también a un amplio rango de coníferas: *Chamaecyparis* spp., *Cupressus* spp., etc.

Sintomatología: Marchitez y atabacamiento de los brotes y muerte basípeta de los ramillos: la enfermedad aparece primero salpicada por la copa, con hojas cloróticas y luego pardo rojizas, que se van presentando a medida que el hongo avanza hacia el xilema. Los síntomas se van extendiendo hacia abajo, hasta las ramas y el tronco donde forma chancros perennes. Los daños son el resultado del anillamiento que provocan estos últimos. La progresión hacia el tronco puede ocasionar finalmente en casos graves la muerte del pie.

Referencias:

- Muñoz López, C., Pérez Fortea, V., Cobos Suárez, P., Hernández Alonso, R., Sánchez Peña, G. (2003). Sanidad Forestal. Guía en imágenes de plagas, enfermedades y otros agentes presentes en los montes. Ed. Mundi-Prensa, Madrid, 576 pp.
- Punithalingam, E. and Gibson, I. A. S. (1973). *Phomopsis juniperivora*. CMI Description of Pathogenic Fungi and Bacteria N° 370.

***Phomopsis sclerotioides* Kesteren**

Taxonomía: Reino Fungi, Hongos Mitospóricos (División Eumycota, Subdivisión Deuteromycotina, Clase Coelomycetes).

Descripción: Forma picnidios subglobosos o esféricos de 300 µm de diámetro. Los conidióforos, hialinos, simples y cilíndricos, llevan conidias del tipo α (fialosporas) hialinas, unicelulares, fusiformes a elipsoides, de 7-10 x 2,5-3,5 µm. No se han encontrado conidias del tipo β . Los esclerocios son de tamaño y forma variable.

Huéspedes: Melón, pepino.

Sintomatología: Causa la enfermedad de la podredumbre negra de las raíces. En la parte aérea se produce una reducción del crecimiento y un amarilleamiento ascendente de las hojas que, progresivamente, se van secando hasta la marchitez total. En las raíces más gruesas se produce una necrosis de color negro grisáceo.

Referencias:

- Rodríguez, R. (1994). Podredumbre negra de las raíces del pepino. *Phomopsis sclerotioides*. En (Díaz Ruiz, J.R.; García Jiménez, J.) Enfermedades de las Cucurbitáceas en España. Monografías de la SEF 1: 42.

***Phomopsis viticola* (Sacc.) Sacc.**
Excoriosis de la vid

Taxonomía: Reino Fungi, Hongos Mitospóricos (División Eumycota, Subdivisión Deuteromycotina, Clase Coelomycetes).

Descripción: Los picnidios, globosos, negros, solitarios, inicialmente inmersos y posteriormente erumpentes, contienen conidias α ovoides a fusoides de 7-9 x 2,5-3 μm y, en ciertas condiciones, conidias β filiformes, ligeramente curvadas, de 18-28 x 0,5-1 μm , que no pueden germinar ni infectar.

Huéspedes: Vid.

Sintomatología: Se manifiesta en sarmientos tres o cuatro entrenudos por encima de la base. Comienza por desarrollar manchas corticales pequeñas y oscuras sobre el pámpano verde. Con el verano aparecen estrías necróticas deprimidas de color violáceo, costras aisladas negruzcas y estructuras superficiales suberificadas de color pardo pálido a oscuro. Puede llegar a anillarse el pámpano. En otoño la corteza palidece en la longitud del crecimiento del año.

Referencias:

- Smith, I.M., Dunez, J., Phillips, D.H., Lelliott, R.A., Archer, S.A. (1992). Manual de enfermedades de las plantas. Ediciones Mundi-Prensa, Madrid.

***Phragmidium mucronatum* (Pers.) Schlecht.**
Roya del rosal

Taxonomía: Reino Fungi, Filo Basidiomycota (División Eumycota, Subdivisión Basidiomycotina, Clase Urediniomycetes).

Descripción: Se trata de una roya autoica y macrocíclica. Los ecios se encuentran esparcidos o en grupos anulares en ramas, peciolos o venas foliares. Las eciosporas son globosas y elipsoides, con la pared hialina equinulada y gruesa; miden 18-21 μm . Los uredios están esparcidos en pequeños puntos rojizos o ligeramente amarillentos, con urediosporas elipsoides, equinuladas e hialinas que miden 14-20 x 12-18 μm . Los telios son como los uredios pero en negro. Las teliosporas son cilíndricas, no constreñidas en los septos y mucronadas en el ápice; son de color pardo claro y miden 65-120 x 30-45 μm .

Huéspedes: Rosa.

Sintomatología: Las teliosporas aparecen al final del verano, adhiriéndose a los tallos donde germinan en primavera, infectando las hojas con las basidiosporas. La extensión se produce mediante eciosporas y urediniosporas transportadas por el viento. Causa la abscisión prematura de las hojas atacadas, con el consiguiente debilitamiento en el desarrollo de la raíz y brotes.

Referencias:

– Domínguez García-Tejero, F. (1993). Plagas y enfermedades de las plantas cultivadas. 9ª Edición. Ediciones Mundi-Prensa. Madrid.

***Phyllactinia guttata* (Wallr.) Lév. (Anamorfo: *Oidium* sp.)**
Oidio

Sinónimos: del teleomorfo: *Alphitomorpha guttata* Wallr., *Erysiphealni* DC, *E. betulae* DC, *E. guttata* Fr., *E. suffulta* Rebert., *Phyllactinia berberidis* Palla, *P. corylea* (pers.) Karst., *P. suffulta* (Rabenh.) Sacc.

Taxonomía: Reino Fungi, Filo Ascomycota (División Eumycota, Subdivisión Ascomycotina, Clase Pyrenomycetes).

Descripción: Teleomorfo: cleistotecios inicialmente de color amarillento, después rojizos y finalmente negros, globosos, algo aplastados en su zona superior, de 160-230 µm de diámetro, con 6-15 apéndices insertados ecuatorialmente, de longitud 1-1,5 veces el diámetro del cleistotecio, rectos, aseptados, con un hinchamiento en su base. Ascas en número de 8-25, subcilíndricas a ovadas-oblongas, de 70-100 x 25-40 µm. Ascosporas en número de dos, raramente tres por asca, variables en forma y tamaño, de 25-45 x 15-25 µm. Anamorfo: conidias individuales en el extremo de los conidióforos, generalmente con forma de maza, de 50-90 x 10-20 µm.

Huéspedes: Afecta a muchas especies forestales frondosas, siendo especialmente frecuente en *Corylus*, *Acer*, *Fagus* y *Ulmus*, pero también en *Alnus*, *Castanea*, *Populus* y *Salix*.

Sintomatología: Aparición de un micelio blanco grisáceo inicialmente escaso sobre la superficie de las hojas, principalmente por el envés, pero también por el haz, formando acumulaciones de contorno redondeado. Las manchas van creciendo hasta que recubren prácticamente toda la hoja. El hongo puede causar una cierta defoliación como consecuencia de la muerte prematura de las hojas. La intensidad de los daños dependerá de las condiciones climáticas que se produzcan durante los días siguientes a la brotación de las hojas.

Referencias:

- Kapoor, J. N. (1967). *Phyllactinia guttata*. CMI Description of Pathogenic Fungi and Bacteria N° 157.
- Muñoz López, C., Pérez Fortea, V., Cobos Suárez, P., Hernández Alonso, R., Sánchez Peña, G. (2003). Sanidad Forestal. Guía en imágenes de plagas, enfermedades y otros agentes presentes en los montes. Ed. Mundi-Prensa, Madrid, 576 pp.

***Phytophthora cactorum* (Lebert & Cohn) Schröter**

Sinónimos: *Phytophthora omnivora* de Bary, *Peronospora cactorum* Leb. & Cohn y 6 más.

Taxonomía: Reino Chromista, Filo Oomycota (División Eumycota, Subdivisión Mastigomycotina, Clase Oomycetes).

Descripción: Esporangios de 36-50 x 28-35 µm, caducos, anchos y elípticos, con una papila esférica en el ápice y pedicelo corto. Algunas cepas producen clamidosporas de hasta 55 µm de diámetro. Homotálico. Oogonios esféricos, de 19-38 µm de diámetro, con la pared fina e incolora. Anteridios esféricos o algo irregulares, paraginos y situados, normalmente, cerca de la posición de los oogonios. Oosporas incoloras, con un diámetro de 20-26 µm.

Huéspedes: Abedul, *Acer* spp., albaricoquero, castaño de Indias, ciruelo, manzano, cítricos, coníferas, fresa, lilo y otras ornamentales, etc.

Sintomatología: En coníferas y abedul causa la muerte de las plántulas. En lilo y otras ornamentales causa la podredumbre del tallo y necrosis en las hojas de la planta afectada. En manzano, albaricoquero, cítricos, ciruelo y fresa causa la podredumbre de los frutos, comenzando por una marchitez y terminando por destruir los tejidos. Las lesiones son firmes y adquieren un tono verde parduzco. En castaño de Indias y en *Acer* spp. causa chancros en la madera, destruyendo los tejidos afectados.

Referencias:

- Commonwealth Mycological Institute. (CMI). (1965). Distribution of *Phytophthora cactorum* (Leb.& Cohn) Schroet. CMI Map 280, 2nd. Edition.
- Erwin, D. C., Ribeiro, O. K. (1996). *Phytophthora* diseases worldwide. APS Press. 562 pp.
- Jacons, K.A., Verdejo-Lucas, S., Carbo, J. (1994). First report of *Phytophthora cactorum* causing root and collar rot of apple in northeastern Spain. Plant Disease 78: 529.
- Páez Sánchez, J., Vega Guillén, J. M. (1996). *Phytophthora cactorum* (Lebert y Cohn) Schröter. Podredumbre de la corona. Fichas de diagnóstico en laboratorio de organismos nocivos de los vegetales. Ficha 56. MAPA. Madrid.
- Tuset, J.J. (1977). Contribución al conocimiento del género *Phytophthora* De Bary en España. Anales del Instituto Nacional de Investigaciones Agrarias. Protección Vegetal 7: 11-106.
- Waterhouse, G. M., Waterston, J. M. (1966). *Phytophthora cactorum*. CMI Descriptions of Pathogenic Fungi and Bacteria n° 111.

***Phytophthora cambivora* (Petri) Buisman**

Tinta del castaño

Sinónimos: *Blepharosporea cambivora* Petri.

Taxonomía: Reino Chromista. Filo Oomycota (División Eumycota, Subdivisión Mastigomycotina, Clase Oomycetes).

Descripción: Esporangióforos largos y no ramificados. En su extremo hay un único esporangio no papilado, con forma de limón, que mide 55-65 x 40-45 μm . Generalmente heterotálico. Oogonios de unas 43 μm de diámetro, amarillos a marrones, con protuberancias irregulares en la pared. Oosporas pleróticas, de unas 36 μm de diámetro, incolores y con un espesor de pared de unas 3 μm .

Huéspedes: Castaño, nogal.

Sintomatología: Tras entrar en la planta por las raíces finas, las oscurece y se extiende a las raíces principales, que acaban por morir. La infección asciende con forma de lenguas por el tronco principal y cuando las raíces han muerto, la reacción de los taninos produce el color característico de tinta.

Referencias:

- Commonwealth Mycological Institute. (CMI). (1971). Distribution of *Phytophthora cambivora* (Petri) Buisman. CMI Map 70, 3rd. Edition.
- Erwin, D. C., Ribeiro, O. K. (1996). *Phytophthora* diseases worldwide. APS Press. 562 pp.
- Laboratorio de Criptogamia. (1941). Informe del trabajo llevado a cabo por la Estación de Fitopatología de La Coruña durante 1939-40. Publicación Estación Fitopatología Agrícola de La Coruña 14: 35 pp.
- Laboratorio de Criptogamia. (1943). Informe del trabajo llevado a cabo por la Estación de Fitopatología de La Coruña durante 1942. Publicación Estación Fitopatología Agrícola de La Coruña 23: 21-57.
- Waterhouse, G. M., Waterston, J. M. (1966). *Phytophthora cambivora*. CMI Descriptions of Pathogenic Fungi and Bacteria n° 112.

Phytophthora capsici Leonian Tristeza del pimiento

Sinónimos: *Phytophthora hydrophila* Curzi, *P. parasitica* var. *capsici* (Leonina) Sarejanni, *P. palmivora* MF4 Griffin.

Taxonomía: Reino Chromista. Filo Oomycota (División Eumycota, Subdivisión Mastigomycotina, Clase Oomycetes).

Descripción: Esporangios caducos, elipsoides y algo alargados, de 30-60 x 25-35 μm , papilados. Heterotálico. Oogonios esféricos de 30-39 μm de diámetro. Anteridios anfiginos de 15 x 17 μm . Oosporas generalmente pleróticas, de tamaño variable (18-31,5 μm), con paredes de 2-6 μm .

Huéspedes: Berenjena, calabacín, pimiento, sandía, tomate.

Sintomatología: La invasión se extiende desde las raíces o el cuello, mostrando una marchitez de la planta en poco tiempo, hasta que ésta muere.

Referencias:

- Alfaro-Moreno, A., Vegh, I. (1971). La “tristeza” o “seca” del pimiento producida por *Phytophthora capsici* Leonian. Anales del Instituto Nacional de Investigaciones Agrarias. Serie: Protección Vegetal 1: 1-42.
- Berra Lertxundi, D. (1996). *Phytophthora capsici* Leonian. Tristeza o seca del pimiento. Fichas de diagnóstico en laboratorio de organismos nocivos de los vegetales. Ficha 57. MAPA. Madrid.
- Erwin, D. C., Ribeiro, O. K. (1996). *Phytophthora* diseases worldwide. APS Press. 562 pp.
- Palazón, C., Gil, R., Palazón, I. (1978). La “tristeza” o “seca” del pimiento. Estado actual del problema. ITEA 32: 56-62.
- Palazón, C., Palazón, I. (1989). Estudios epidemiológicos sobre la tristeza del pimiento en la zona del Valle Medio del Ebro. Boletín de Sanidad Vegetal Plagas 15: 233-262.
- Stamps, J. D. (1985). *Phytophthora capsici*. CMI Descriptions of Pathogenic Fungi and Bacteria n° 836.
- Tuset, J.J. (1977). Contribución al conocimiento del genero *Phytophthora* De Bary en España. Anales del Instituto Nacional de Investigaciones Agrarias. Protección Vegetal 7: 11-106.

Phytophthora cinnamomi Rands

Taxonomía: Reino Chromista. Filo Oomycota (División Eumycota, Subdivisión Mastigomycotina, Clase Oomycetes).

Descripción: Esporangios grandes, de 57-100 x 33-40 μm , elipsoides, algo alargados y no papilados. Hinchamientos hifales esféricos de hasta 60 μm de diámetro. Heterotálico. Oogonios de unos 40 μm de diámetro, de color dorado en la madurez. Anteridios anfiginos. Oosporas pleróticas, de 19-54 μm de diámetro, lisas, de color hialino a marrón amarillento.

Huéspedes: Alcornoque, aguacate, castaño, encina, vid.

Sintomatología: Ataca a las raíces absorbentes, causando podredumbre que puede extenderse a la base del tallo, dando lugar a una lesión parda que se ve al quitar la corteza. Puede infectar el resto de partes aéreas: troncos, ramas, hojas y frutos.

Referencias:

- Brasier, C.M., Robredo, F., Ferraz, J.F.P. (1993). Evidence for *Phytophthora cinnamomi* involvement in Iberian oak decline. *Plant Pathology* 42: 140-145.
- Commonwealth Mycological Institute. (CMI). (1968). Distribution of *Phytophthora cinnamomi* Rands. CMI Map 302, 3rd. Edition.
- Erwin, D. C., Ribeiro, O. K. (1996). *Phytophthora* diseases worldwide. APS Press. 562 pp.
- López-Herrera, C.J., Pérez-Jiménez, R. M. (1995). Morphology of *Phytophthora cinnamomi* isolates from avocado orchards in the coastal area of southern Spain. *Journal of Phytopathology* 143: 735-737.
- Mansilla, J.P., Pintos, C., Salinero, M.C. (1993). Aislamiento e identificación en la provincia de Pontevedra de *Phytophthora cinnamomi* Rands. como patógeno de viña. *Boletín de Sanidad Vegetal Plagas* 19: 545-549.
- Mansilla Vázquez, J. P., Pintos Varela, C., Abelleira Argibay, A. (1996). *Phytophthora cinnamomi* Rands. Tinta del castaño. Fichas de diagnóstico en laboratorio de organismos nocivos de los vegetales. Ficha 57. MAPA. Madrid.
- Tuset, J.J., Hinarejos, C., Mira, J.L., Cobos, J.M. (1996). Implicación de *Phytophthora cinnamomi* Rands en la enfermedad de la "seca" de encinas y alcornocues. *Boletín de Sanidad Vegetal, Plagas* 22: 491-499.
- Waterhouse, G. M., Waterston, J. M. (1966). *Phytophthora cinnamomi*. CMI Descriptions of Pathogenic Fungi and Bacteria n° 113.

Phytophthora citricola Sawada

Sinónimos: *Phytophthora cactorum* (Lebert & Cohn) Schöter var. *applanata* Chester., *P. pini* Leonian, *P. pini* var. *antirrhini* Sundaraman & Ramakrshnan.

Taxonomía: Reino Chromista. Filo Oomycota (División Eumycota, Subdivisión Mastigomycotina, Clase Oomycetes).

Descripción: Producción de esporangios en medio líquido; en medio sólido apenas se producen, pero sí órganos sexuales. Esporangios de tamaño muy variable, de 30-75 x 21-44 μm , semipapilados, sin pedicelo, con forma de limón predominante. Presencia de esporangios deformes, generalmente bipapilados. Especie homotálica, con anteridios paraginos, oogonios esféricos de 17-44 μm de diámetro, con pared lisa y delgada, oosporas esféricas, casi pleróticas, de 16-30 μm de diámetro. Ausencia de clamidosporas. En medio agarizado las líneas de crecimiento del micelio forman dibujos estelados.

Huéspedes: Polífago, puede afectar a una gran variedad de plantas hortícolas, frutales, ornamentales y forestales.

Sintomatología: Al igual que sucede con el resto de especies terrestres de *Phytophthora*, el síntoma inicial es un amarilleo de la parte aérea de la planta, seguido de un decaimiento general y muerte. Al inspeccionar cuello y raíces de las plantas afectadas, se observan manchas de color oscuro.

Referencias:

- Berra Lertxundi, D. (2002). *Phytophthora citricola* Sawada. Fichas de diagnóstico en laboratorio de organismos nocivos de los vegetales. Ficha 191. MAPA. Madrid.
- Erwin, D. C., Ribeiro, O. K. (1996). *Phytophthora* diseases worldwide. APS Press. 562 pp.
- Waterhouse, G.M., Waterston, J.M. (1966). *Phytophthora citricola*. CMI Descriptions of Pathogenic Fungi and Bacteria n° 114.

***Phytophthora citrophthora* (R.&E. Sm.) Leonian**

Sinónimos: *Pythiacystis citrophthora* Smith & Smith, *Phytophthora imperfecta* var. *citrophthora* (Smith & Smith) Sarejanni.

Taxonomía: Reino Chromista. Filo Oomycota (División Eumycota, Subdivisión Mastigomycotina, Clase Oomycetes).

Descripción: Esporangióforos ramificados de forma irregular. Esporangios de tamaño muy variable, de 23-90 x 18-60 µm, y forma también muy variable, generalmente papilados, no caducos, a veces con dos ápices divergentes. Frecuentemente estéril, pero en algunos casos homotálico. No se da en la naturaleza.

Huéspedes: Cítricos.

Sintomatología: Causa gomosis, sobre todo en la base del tronco, donde se forma goma en la superficie y mueren los tejidos internos. Éstos acaban secándose y fisurándose, y en los tejidos adyacentes se forman chancros. La podredumbre de pie y cuello, aunque no se ve desde la superficie de la corteza, anilla las raíces o el cuello y causa amarilleo en las venas y palidez en las hojas. La producción y el tamaño de los frutos se reduce, pudiendo llegar a la muerte del árbol. La podredumbre parda del fruto hace que éste pierda su color natural, dando lesiones al principio de color verde oscuro, que se tornan pardas y permanecen firmes al tacto. Los frutos infectados caen antes de tiempo. Estas lesiones se suelen infectar secundariamente por otros hongos.

Referencias:

- Commonwealth Mycological Institute. (CMI). (1995). Distribution of *Phytophthora citrophthora* Leonian CMI Map 35, 6th. Edition.
- Erwin, D. C., Ribeiro, O. K. (1996). *Phytophthora* diseases worldwide. APS Press. 562 pp.
- Tuset, J.J. (1977). Contribución al conocimiento del genero *Phytophthora* De Bary en España. Anales del Instituto Nacional de Investigaciones Agrarias. Protección Vegetal 7: 11-106.
- Tuset, J.J., Portilla, M.T. (1990). Control of *Phytophthora* brown rot of citrus fruits. Bulletin OEPP 20: 153-161.
- Waterhouse, G. M., Waterston, J. M. (1966). *Phytophthora citrophthora*. CMI Descriptions of Pathogenic Fungi and Bacteria n° 33.

***Phytophthora cryptogea* Pethybr. & Lafferty**

Taxonomía: Reino Chromista. Filo Oomycota (División Eumycota, Subdivisión Mastigomycotina, Clase Oomycetes).

Descripción: Esporangios de 37-40 x 23-30 μm , ovoides a piriformes, no papilados, que suelen tener una gran vacuola central. Las hifas, de hasta 8 μm de anchura, forman hinchamientos en medios acuosos. Heterotálico. Oogonios amarillentos de 28-40 μm de diámetro. Anteridios anfiginos esféricos de 10-16 μm de diámetro. Oosporas pleróticas o casi pleróticas, de 20-32 μm de diámetro, de paredes gruesas (3,5 μm de diámetro).

Huéspedes: Árboles frutales, cultivos ornamentales, plantas hortícolas.

Sintomatología: Es un patógeno de raíces, que causa la muerte progresiva de plantas leñosas y marchitez de huéspedes herbáceos por invasión secundaria de cuello y tallo.

Referencias:

- Erwin, D. C., Ribeiro, O. K. (1996). *Phytophthora* diseases worldwide. APS Press. 562 pp.
- Páez Sánchez, J., Vega Guillén, J. M., Berra Lertxundi, D. (1996). *Phytophthora cryptogea* Pethybridge y Lafferty. Fichas de diagnóstico en laboratorio de organismos nocivos de los vegetales. Ficha 59. MAPA. Madrid.
- Stamps, J. D. (1978). *Phytophthora cryptogea*. CMI Descriptions of Pathogenic Fungi and Bacteria n° 592.
- Tuset, J.J. (1977). Contribución al conocimiento del genero *Phytophthora* De Bary en España. Anales del Instituto Nacional de Investigaciones Agrarias. Protección Vegetal 7: 11-106.

***Phytophthora drechsleri* Tucker**

Sinónimos: *P. erythroseptica* var. *drechsleri* (Tucker) Sarejanni.

Taxonomía: Reino Chromista. Filo Oomycota (División Eumycota, Subdivisión Mastigomycotina, Clase Oomycetes).

Descripción: Teleomorfo: generalmente heterotálico. Anteridios anfiginos. Oogonios lisos, esféricos, de 22-53 μm de diámetro. Oosporas pleróticas de 17-50 μm de diámetro. Anamorfo: esporangios persistentes, terminales, no papilados, ovoides y de tamaño variable, de 36-70 x 26-40 μm , proliferantes interna o externamente.

Huéspedes: *Pinus halepensis*, *Prunus* spp.

Sintomatología: Los síntomas principales son marchitez y decaimiento de acículas, necrosis y muerte de raíces. El hongo provoca la muerte de plántulas en viveros.

Referencias:

- Erwin, D. C., Ribeiro, O. K. (1996). *Phytophthora* diseases worldwide. APS Press. 562 pp.
- Sánchez, M.E., Andicoberry, Trapero, A. (2002). *Phytophthora* root rot of Aleppo Pine in a forest nursery in Spain. Plant Disease 86:563.
- Stamps, J. D. (1985). *Phytophthora drechsleri*. CMI Descriptions of Pathogenic Fungi and Bacteria n° 840.

Phytophthora erythroseptica Pethybr. Podredumbre rosa

Taxonomía: Reino Chromista. Filo Oomycota (División Eumycota, Subdivisión Mastigomycotina, Clase Oomycetes).

Descripción: Esporangios no papilados, presentando algunos una constricción típica hacia el centro, que les da aspecto deforme, de tamaño 43-69 x 26-47 μm . Esporangióforos con crecimiento simpodial, ramificándose inmediatamente por debajo del esporangio. Presenta hinchamientos hifales pero no clamidosporas. La especie es homotálica, produciendo numerosos órganos sexuales en medio de cultivo. El anteridio es anfigino. Oosporas apleróticas de 28-35 μm de diámetro.

Huéspedes: Patata principalmente; también ha sido citado en espárrago, cineraria, tomate, guisante, frambuesa, tulipán, caña de azúcar, trébol y cala.

Sintomatología: Podredumbre uniforme en los tubérculos, cuya zona de avance aparece delimitada por una línea oscura visible a través de la piel. Si se corta el tubérculo, se ven los tejidos internos de color crema y textura esponjosa, que van cambiando a color rosáceo o salmón con la exposición al aire, y más tarde a negro. Las plantas amarillean y se marchitan, con lesiones en la base del tallo. Las raíces, estolones y tejidos del tallo pueden verse afectados, tomando una coloración marrón o negra que se puede confundir con el pie negro producido por *Erwinia carotovora*.

Referencias:

- Erwin, D. C., Ribeiro, O. K. (1996). *Phytophthora* diseases worldwide. APS Press. 562 pp.
- Paéz, J. I., Montes, F., Ruiz, A., Vega, J. M., Duhart, M. E. (1999). *Phytophthora erythroseptica* Pethybr. Podredumbre rosa. Fichas de diagnóstico en laboratorio de organismos nocivos de los vegetales. Ficha 135. MAPA. Madrid.
- Stamps, D.J. (1978). *Phytophthora erythroseptica*. CMI Descriptions of Pathogenic Fungi and Bacteria, n° 593.

Phytophthora hibernalis Carne

Taxonomía: Reino Chromista. Filo Oomycota (División Eumycota, Subdivisión Mastigomycotina, Clase Oomycetes).

Descripción: Esporangios de 36 x 19 μm , semipapilados, caducos, alargados, de elipsoides a ovoides, con la parte más ancha en el ápice y con un pedicelo largo. No produce hinchamientos hifales ni clamidosporas. Homotálico. Oogonios de 22-56 μm de diámetro, esféricos o algo alargados, incoloros o algo amarillentos en la madurez. Anteridios de tipo paragino. Oosporas pleróticas, de 22-45,6 μm de diámetro, con pared de unas 3 μm de espesor.

Huéspedes: Limonero, naranjo.

Sintomatología: Produce la podredumbre parda de los frutos de las ramas inferiores. Infecta preferentemente con alta humedad relativa y temperaturas suaves (15-20°C).

Referencias:

- Erwin, D. C., Ribeiro, O. K. (1996). *Phytophthora* diseases worldwide. APS Press. 562 pp.
- Smith, I.M., Dunez, J., Phillips, D.H., Lelliott, R.A., Archer, S.A. (1992). Manual de enfermedades de las plantas. Ediciones Mundi-Prensa, Madrid.
- Tuset, J. J. (1977). Contribución al conocimiento del genero *Phytophthora* De Bary en España. Anales del Instituto Nacional de Investigaciones Agrarias. Protección Vegetal 7: 11-106.
- Waterhouse, G. M., Waterston, J. M. (1964). *Phytophthora hibernalis*. CMI Descriptions of Pathogenic Fungi and Bacteria n° 31.

Phytophthora infestans (Montagne) de Bary

Mildiu

Sinónimos: *Botrytis infestans* Montagne, *Peronospora infestans* (Montagne) Caspary y 9 más.

Taxonomía: Reino Chromista. Filo Oomycota (División Eumycota, Subdivisión Mastigomycotina, Clase Oomycetes).

Descripción: Esporangióforos con ramificación indeterminada, dilatados en el punto de unión con los esporangios. Éstos son elipsoides u ovoides de 29-36 x 19-22 μm , caucos, pedicelados y semipapilados. Heterotálico. Oogonios esféricos de 38-50 μm de diámetro. Anteridios anfiginos. Oosporas esféricas, de unas 30 μm de diámetro.

Huéspedes: Patata, tomate.

Sintomatología: Se desarrollan lesiones necróticas oscuras en todas las hojas. Se concentran especialmente en el ápice. Las lesiones se extienden rápidamente a todo el tejido foliar. En condiciones húmedas las lesiones se rodean de masas blancas de esporangióforos. También coloniza el tallo y el tubérculo, causando en este último una podredumbre blanda de color pardo oscuro.

Referencias:

- Benlloch, M. (1949). Observaciones fitopatológicas en 1948. Boletín Patología Vegetal y Entomología Agrícola 16: 203-242.
- Commonwealth Mycological Institute. (CMI). (1969). Distribution of *Phytophthora infestans* (Mont.) de Bary. CMI Map 109, 4th. Edition.
- Erwin, D. C., Ribeiro, O. K. (1996). *Phytophthora* diseases worldwide. APS Press. 562 pp.
- Estaciones de Patología Vegetal. (1926). Trabajos de las Estaciones de Patología Vegetal. Publicación Estación Patología Vegetal 1: 107-113.
- Marquínez Ramírez, R. (1996). *Phytophthora infestans* (Mont.) de Bary. Mildiu tardío. Fichas de diagnóstico en laboratorio de organismos nocivos de los vegetales. Ficha 60. MAPA. Madrid.
- Sardiña, J.R. (1945). Enfermedades de la patata. Publicación Estación Fitopatológica Agrícola de La Coruña 5: 111 pp.

- Stamps, J. D. (1985). *Phytophthora infestans*. CMI Descriptions of Pathogenic Fungi and Bacteria nº 838.
- Tuset, J.J. (1977). Contribución al conocimiento del genero *Phytophthora* De Bary en España. Anales del Instituto Nacional de Investigaciones Agrarias. Protección Vegetal 7: 11-106.

Phytophthora megasperma Drechsler

Sinónimos: *Pythiomorpha miyabeana* Ito & Nagai.

Taxonomía: Reino Chromista. Filo Oomycota (División Eumycota, Subdivisión Mastigomycotina, Clase Oomycetes).

Descripción: Esporangios ovoides, no papilados, proliferantes, de 35-60 x 25-45 μm . Generalmente homotático. Oogonios de 42-52 μm de diámetro, subesféricos, incoloros o amarillentos, de pared lisa. Anteridios paraginos (ocasionalmente anfiginos). Oosporas apleróticas, de 26-52 μm de diámetro, con pared gruesa y lisa.

Huéspedes: Frutales de hueso, leguminosas, olivo, ornamentales, vid.

Sintomatología: Causa podredumbre de raíz. Las plantas atacadas muestran hojas con lesiones con un halo pálido e hidrótico, amarilleo, muerte progresiva y marchitez

Referencias:

- Erwin, D. C., Ribeiro, O. K. (1996). *Phytophthora* diseases worldwide. APS Press. 562 pp.
- Liew, E.C.Y., Irwin, J.A.G. (1994). Comparative studies on *Phytophthora megasperma* isolates from chickpea collected in Australia and Spain. *Mycological Research* 98: 1284-1290.
- Sánchez-Hernández, M.E., Ruiz-Dávila, A., Traperó-Casas, A. (1997). First report of *Phytophthora megasperma* and *Pythium irregulare* as olive tree root pathogens. *Plant Disease* 81: 1216.
- Waterhouse, G. M., Waterston, J. M. (1966). *Phytophthora megasperma*. CMI Descriptions of Pathogenic Fungi and Bacteria n° 115.

***Phytophthora nicotianae* Breda de Haan (= *P. parasitica* Dastur)**

Sinónimos: *P. melongenae* Sawada, *P. allii* Sawada, *P. terrestris* Sherbakoff y 12 más.

Taxonomía: Reino Chromista, Filo Oomycota (División Eumycota, Subdivisión Mastigomycotina, Clase Oomycetes).

Descripción: Waterhouse y Waterston (1964 a y b) distinguen dos variedades: *P. nicotianae* var. *nicotianae* y *P. nicotianae* var. *parasitica*, separación que no es aceptada por Erwin y Ribeiro (1996), que sólo consideran *P. nicotianae*, considerando a *P. parasitica* como sinónimo de aquélla. Esporangióforos ramificados de forma irregular o simpodial. Esporangios terminales, papilados, no caducos y de formas y tamaños muy variables, de 11-60 x 20-45. Clamidosporas generalmente abundantes, terminales o intercalares, de 13-60 µm de diámetro. Termofílico, con crecimiento óptimo a 27-32°C. La mayoría de los aislados son heterotálicos. Oogonios esféricos, lisos, de 15-64 µm de diámetro. Anteridios anfiginos, esféricos u ovals. Oosporas apleróticas, de 13-35 µm.

Huéspedes: Berenjena, cítricos, tabaco, tomate.

Sintomatología: Su infección comienza con la podredumbre de las raíces, que retrasa el crecimiento y decolora las hojas. En plantas jóvenes se extiende hasta el cuello, produciendo el cuello negro del tabaco o la podredumbre del cuello del tomate. En cítricos causa la podredumbre parda de frutos por infección con salpicaduras de agua y, más comúnmente, gomosis y podredumbre en parte baja del tronco.

Referencias:

- Berra, D., Páez, J. I., Vega, J. M. (1999). *Phytophthora nicotianae* Van Breda de Haan. Podredumbre de cuello. Fichas de diagnóstico en laboratorio de organismos nocivos de los vegetales. Ficha 136. MAPA. Madrid.
- Erwin, D. C., Ribeiro, O. K. (1996). *Phytophthora* diseases worldwide. APS Press. 562 pp.
- Smith, I.M., Dunez, J., Phillips, D.H., Lelliott, R.A., Archer, S.A. (1992). Manual de enfermedades de las plantas. Ediciones Mundi-Prensa, Madrid.
- Tuset-Barrachina, J.J. (1977). Contribución al conocimiento del genero *Phytophthora* De Bary en España. Anales del Instituto Nacional de Investigaciones Agrarias. Protección Vegetal 7: 11-106.
- Waterhouse, G. M., Waterston, J. M. (1964a). *Phytophthora nicotianae* var. *nicotianae*. CMI Descriptions of Pathogenic Fungi and Bacteria n° 34.
- Waterhouse, G. M., Waterston, J. M. (1964b). *Phytophthora nicotianae* var. *parasitica*. CMI Descriptions of Pathogenic Fungi and Bacteria n° 35.

Phytophthora palmivora (Butler) Butler

Sinónimos: *P. omnivora* de Bary, *P. faberi* Maublanc, *P. theobromae* Coleman y 6 más.

Taxonomía: Reino Chromista, Filo Oomycota (División Eumycota, Subdivisión Mastigomycotina, Clase Oomycetes).

Descripción: Esporangios caducos, elipsoides u ovoides, de 35-60 x 20-40 µm, con pedicelo corto y con papila prominente. Heterotálico. Oogonios de 23,3-34,8 µm de diámetro. Anteridios anfiginos esféricos de unas 15 µm de diámetro. Oosporas pleróticas de paredes gruesas.

Huéspedes: Más de un centenar de especies de importancia económica. En España se ha descrito en algodón y ornamentales.

Sintomatología: Causa lesiones necróticas pardo negruzcas, aunque es difícil de definir su actuación al actuar con otras especies de *Phytophthora*.

Referencias:

- Erwin, D. C., Ribeiro, O. K. (1996). *Phytophthora* diseases worldwide. APS Press. 562 pp.
- Commonwealth Mycological Institute. (CMI). (1996). Distribution of *Phytophthora palmivora* (Putl.) Leon. CMI Map 725, 1st. Edition.
- Hernández-Hernández, J., Gallo-Llobet, L., Jaizme-Vega M.L. (1985). Presencia de *Phytophthora palmivora* en España. Anales del Instituto Nacional de Investigaciones Agrarias, Agrícola 28: 171-180.
- Melero-Vara, J.M., Jiménez-Díaz, R. M. (1990). Etiology, incidence, and distribution of cotton seedling damping-off in Southern Spain. Plant Disease 74: 597-600.
- Paez, J.I., Berra, D., Vega, J.M., Tello, J. (1993). Identificación de *Phytophthora palmivora* Butler en los jardines de la Exposición Universal de Sevilla (EXPO-92). Boletín de Sanidad Vegetal Plagas 19: 633-647.
- Páez Sánchez, J. I., Berra Lertxundi, D., Vega Guillén, J. M. (1996). *Phytophthora palmivora* Butler. Fichas de diagnóstico en laboratorio de organismos nocivos de los vegetales. Ficha 61. MAPA. Madrid.
- Stamps, J. D. (1985). *Phytophthora palmivora*. CMI Descriptions of Pathogenic Fungi and Bacteria n° 831.

Phytophthora phaseoli Thaxter Mildiu de la judía

Taxonomía: Reino Chromista, Filo Oomycota (División Eumycota, Subdivisión Mastigomycotina, Clase Oomycetes).

Descripción: Esporangios semipapilados, no proliferantes, caducos y con pedicelo corto, de tamaño variable dependiendo del sustrato: 35-50 x 20-24 μm . Esporangióforos ramificados simpodialmente y ligeramente hinchados en su base. Ausencia de hinchamientos hifales y clamidosporas. Especie homotálica, con anteridio anfigino y oosporas apleróticas de 14,4- 26,6 μm de diámetro.

Huéspedes: Afecta a diferentes especies de varias familias botánicas causando marchitez de plántulas. En España se ha detectado causando mildiu en plantas del género *Phaseolus*.

Sintomatología: En *Phaseolus* ataca la parte aérea del vegetal; en el envés de las hojas, en los tallos jóvenes y en los frutos se observa una vellosidad blanquecina que corresponde al micelio y fructificaciones del hongo.

Referencias:

- Berra Lertxundi, D.(2002). *Phytophthora phaseoli* Thaxter. Mildiu de la judía. Fichas de diagnóstico en laboratorio de organismos nocivos de los vegetales. Ficha 192. MAPA. Madrid.
- Erwin, D. C., Ribeiro, O. K. (1996). *Phytophthora* diseases worldwide. APS Press. 562 pp.

Phytophthora porri Foister Mildiu del puerro

Taxonomía: Reino Chromista, Filo Oomycota (División Eumycota, Subdivisión Mastigomycotina, Clase Oomycetes).

Descripción: Esporangios de 35-82 x 23-52 μm , semipapilados, persistentes, no proliferantes. Los órganos sexuales producidos por el hongo se observan fácilmente en las hojas: anteridios anfiginos o paraginos y oosporas apleróticas esféricas, de alrededor de 30 μm de diámetro, que adquieren tonalidades amarillentas al ir madurando. Hinchamientos hifales redondeados, elipsoides o angulares, individuales o en cadenas. Las clamidosporas se forman en los cultivos viejos y miden 20,8-35,3 μm de diámetro

Huéspedes: Varios. En España se ha encontrado afectando a puerro.

Sintomatología: Lesiones iniciales de color claro en los ápices y márgenes de las hojas; evolucionan a podredumbres húmedas si persiste el ambiente húmedo y lluvioso, y van apareciendo manchas oscuras debido a la invasión secundaria de *Stemphylium*.

Referencias:

- Berra Lertxundi, D. (1996). *Phytophthora porri* Foister. Mildiu del puerro. Fichas de diagnóstico en laboratorio de organismos nocivos de los vegetales. Ficha 62. MAPA. Madrid.
- Erwin, D. C., Ribeiro, O. K. (1996). *Phytophthora* diseases worldwide. APS Press. 562 pp.
- Stamps, D.J. (1978). *Phytophthora porri*. CMI Descriptions of Pathogenic Fungi and Bacteria, n° 595.

Phytophthora ramorum Werres, De Cock & Man in't Veld

Taxonomía: Reino Chromista, Filo Oomycota (División Eumycota, Subdivisión Mastigomycotina, Clase Oomycetes).

Descripción: Hongo heterotálico. Oogonios subglobosos, de 28-38 μm de diámetro, con pared lisa e incolora. Oosporas pleróticas. Anteridios anfiginos, con forma de tonel a esférica, de 10-18 x 14-16 μm . Esporangios aislados o agrupados, formados en esporangióforos aéreos y son principalmente semipapilados, caducos, sin pedicelo o con pedicelo corto, de elipsoidales a elongado-ovoides, de 40-80 x 20-32 μm , con una proporción longitud/anchura media de 2,16. Clamidosporas esféricas, terminales e intercalares, de 22-72 μm de diámetro, de hialinas a amarillentas

Huéspedes: Muy numerosos. En España ha sido descrito hasta ahora en *Rhododendron* sp., *Camellia japonica* y *Viburnum tinus*.

Sintomatología: Marchitez de brotes y hojas y manchas necróticas en los extremos y márgenes de las hojas. Las manchas presentan una tonalidad de parda a negruzca, son húmedas, de bordes difusos, que se expanden y convierten en grandes áreas necróticas que finalmente provocan la muerte de las hojas y la aparición de lesiones necróticas en los peciolo. En algunos casos el hongo causa marchitez y muerte de toda la planta.

Referencias:

- Moralejo, E., Werres, S. (2002). First report of *Phytophthora ramorum* on *Rhododendron* sp. in Spain. Plant Disease 86:1052.
- Pintos Varela, C., Mansilla Vázquez, J. P., Aguín Casal, O. (2003). First report of *Phytophthora ramorum* on *Camellia japonica* in Spain. Plant Disease 87:1396.
- Pintos Varela, C., Mansilla Vázquez, J. P., Aguín Casal, O. (2004). *Phytophthora ramorum* nuevo patógeno en España sobre *Camellia japonica* y *Viburnum tinus*. Boletín de Sanidad Vegetal Plagas 30: 97-111.
- Werres, S., Marwitz, R., Man In't Veld, W. A., De Cock, A. W. A. M., Bonants, P. J. M., De Weerd, M., Themann, K., Ilieva, E., Baayen, R. P. (2001). *Phytophthora ramorum* sp. nov., a new pathogen on *Rhododendron* and *Viburnum*. Mycological Research 105 (10): 1155-1165.

***Phytophthora syringae* (Kleb.) Kleb.**

Sinónimos: *P. cactorum* subvar. *syringae* (Kleb.) Pethybridge.

Taxonomía: Reino Chromista, Filo Oomycota (División Eumycota, Subdivisión Mastigomycotina, Clase Oomycetes).

Descripción: Homotálico. Esporangios con pedicelo corto, no caducos, de forma ovalado-limoniforme, de 57 x 36 μm de tamaño medio, con papilas poco marcadas. Hinchamientos hifales redondeados o angulares, generalmente en cadenas. Anteridios predominantemente paraginos, ocasionalmente anfiginos, de 10 x 7 μm . Oogonios esféricos de unas 33 μm de diámetro. Oosporas pleróticas.

Huéspedes: Frutos de manzana almacenados en cámaras frigoríficas.

Sintomatología: Pudrición seca. La sintomatología empieza a manifestarse con manchas parduzcas de contorno difuso. La podredumbre progresa tanto externa como internamente, alcanzando el corazón del fruto. Cuando las manzanas están totalmente atacadas el fruto parece como "momificado", o en estados menos avanzados como "escaldado", tratándose de una podredumbre "seca" distinta de las podredumbres blandas características de los géneros *Penicillium* y *Rhizopus*.

Referencias:

- Erwin, D. C., Ribeiro, O. K. (1996). *Phytophthora* diseases worldwide. APS Press. 562 pp.
- Palazón, C.F., Tuset, J. J., Palazón, I. J. (1983). Detección de *Phytophthora syringae* (Kleb.) Kleb. en manzanas, durante su conservación frigorífica. Proceedings del II Congreso Nacional de la Sociedad Española de Fitopatología: 1-5.
- Waterhouse, G. M., Waterhouse, J. M. (1964). *Phytophthora syringae*. CMI Descriptions of Pathogenic Fungi and Bacteria n° 32.

***Pileolaria terebinthi* Cast.**
Roya de la cornicabra

Sinónimos: *Uredo terebinthi* DC, *Uromyces terebinthi* (DC) G. Winter.

Taxonomía: Reino Fungi, Filo Basidiomycota (División Eumycota, Subdivisión Basidiomycotina, Clase Basidiomycetes).

Descripción: Hay poca información sobre esta roya; se desconoce si es autoica o heteroica, aunque parece que forma uredios, uredosporas y telios productores de teliosporas provistas de largos y persistentes pedicelos hialinos.

Huéspedes: Cornicabra (*Pistacia terebinthus*).

Sintomatología: Manchas pardas, pardo rojizas o violáceas en las hojas, tanto en el haz como en el envés, rodeadas por un fino margen amarillento. Las manchas se vuelven costrosas cuando las estructuras reproductoras maduran y forman teliosporas. El hongo provoca grandes necrosis en las hojas de la cornicabra, a veces con perforaciones de los limbos, dando lugar a su caída precoz.

Referencias:

- Muñoz López, C., Pérez Fortea, V., Cobos Suárez, P., Hernández Alonso, R., Sánchez Peña, G. (2003). Sanidad Forestal. Guía en imágenes de plagas, enfermedades y otros agentes presentes en los montes. Ed. Mundi-Prensa, Madrid, 576 pp.

***Plasmodiophora brassicae* Voronin**

Hernia o potra de las crucíferas

Taxonomía: Reino Protozoa, Filo Plasmodiophoromycota (División Myxomycota, Clase Plasmodiophoromycetes).

Descripción: Zoosporas primarias uninucleadas, esféricas, hialinas, de 2,5-3,5 μm de diámetro, que evolucionan, dentro del huésped, produciendo plasmodios que dan lugar a numerosos zoosporangios. De cada uno de ellos se originan 4-16 zoosporas secundarias (muy similares a las primarias) que, en ocasiones, se comportan como planogametos para dar lugar a un cigoto.

Huéspedes: Rábano, repollo.

Sintomatología: Causa hinchazones en las raíces, ya sea como una agalla grande, o como racimos en raíces laterales. En plantas con raíces bulbosas se dilatan las raíces laterales fibrosas.

Referencias:

- Buczacki, S.T. (1979). *Plasmodiophora brassicae*. CMI Descriptions of pathogenic fungi and bacteria n° 621.
- Commonwealth Mycological Institute (CMI). (1966). Distribution of *Plasmodiophora brassicae* Voronin. CMI Map 101, 3rd. edition.
- De Andrés, C.G. (1929). Notas sobre la hernia de la col. Boletín Patología Vegetal y Entomología Agrícola 4: 98-104.
- Pérez de Algaba, A. (1996). *Plasmodiophora brassicae* Voronin. Hernia o potra. Fichas de diagnóstico en laboratorio de organismos nocivos de los vegetales. Ficha 63. MAPA. Madrid.

***Plasmopara crustosa* (Fr.) Jorstad**

Sinónimos: *Plasmopara nivea* (Unger) Schröter, *P. podagrariae* (G. H. Otth) Nannf., *P. umbelliferarum* (Casp.) J. Schröt. ex Watenw. y 9 más.

Taxonomía: Reino Chromista Filo Oomycota (División Eumycota, Subdivisión Mastigomycotina, Clase Oomycetes).

Descripción: Esporangióforos esbeltos, de aproximadamente 210 μm de longitud y 4-8 μm de sección, rígidos e hialinos, que emergen del estroma en pequeños grupos; están ramificados monopódicamente en su último tercio y acaban en tres esterigmas. Esporangios de forma oval o elíptica de 27 x 20 μm de media, que germinan por medio de zoosporas. Oogonios esféricos, de 30-40 μm de diámetro e incoloros. Anteridios formados en los extremos distales de las hifas, de 12 x 30 μm . Oosporas esféricas y de pared rugosa, de 25-40 μm de diámetro.

Huéspedes: Chirivía, zanahoria.

Sintomatología: En las hojas del huésped causa decoloraciones y amarilleo. En el envés se produce la esporulación. Es común, pero poco importante.

Referencias:

– Losa España, D.M. (1942). Aportación al estudio de la flora micológica española. Anales del Jardín Botánico de Madrid 2: 87-142.

***Plasmopara halstedii* (Farlow) Berl. & de Toni**

Mildiu del girasol

Sinónimos: *Plasmopara helianthi* Novotelnova, *Peronospora halstedii* Farlow.

Taxonomía: Reino Chromista. Filo Oomycota (División Eumycota, Subdivisión Mastigomycotina, Clase Oomycetes).

Descripción: Esporangióforos hipofilos, arborescentes con los ápices dilatados. Esporangios de forma oval o elíptica, papilados, de 18-30 x 14-20 µm. Oogonios esféricos, de 30-40 µm de diámetro e incoloros. Anteridios formados en los extremos distales de las hifas, de 12 x 30 µm. Oosporas formadas en todos los órganos vegetativos del huésped, principalmente en raíces y hojas, son esféricas, de color marrón amarillento, de 15-30 µm de diámetro.

Huéspedes: Girasol.

Sintomatología: El hongo ataca a los tejidos jóvenes y se desarrolla sistémicamente. Las plantas presentan enanismo y mosaico clorótico en las hojas. Los capítulos resultan erectos y parcialmente cargados de semillas viables. Los ataques graves suponen encamado, clorosis y pérdida de capítulos. También se puede desarrollar de forma localizada en hoja, formando lesiones pequeñas verde pálido con eflorescencia blanca de esporangios en el envés.

Referencias:

- Hall, G. (1989). *Plasmopara halstedii*. CMI Descriptions of Pathogenic Fungi and Bacteria n° 979.
- Jiménez-Díaz, R. M. (1973). Notas sobre la presencia en España del mildiu del girasol. Anales del Instituto Nacional de Investigaciones Agrarias. Protección Vegetal 3: 95-105.
- Melero-Vara, J. M., García-Baudín, C., López-Herrera, C. J., Jiménez-Díaz, R.M. (1983). Control del mildiu del girasol (*Plasmopara helianthi* Novot.) mediante metalaxil. Resúmenes de las Comunicaciones presentadas a la IV, V y VI Reuniones Anuales del Grupo Especializado de Fitopatología Microbiana de la Sociedad Española de Microbiología: 69-71. Monografías INIA n° 48.
- Sackston, W. E. (1975). El mildiu (*Plasmopara*) del girasol: una política a seguir en la importación de semillas y en los productos de mejora. Comunicaciones INIA, Protección Vegetal 5: 55-59.

***Plasmopara viticola* (Berk. & Curtis) Berl. & de Toni**

Mildiu de la vid

Sinónimos: *Botrytis viticola* Berk. & Curt., *Peronospora viticola* (Berk. & Curt.) Casp., *Peronospora viticola* de Bary, *Plasmopara amurensis* Procenko, *Rhysotheca viticola* (Berk. & Curt.) G: W. Wilson.

Taxonomía: Reino Chromista Filo Oomycota (División Eumycota, Subdivisión Mastigomycotina, Clase Oomycetes).

Descripción: Esporangióforos ramificados de forma monopódica, con ápices divergentes. Esporangios de 17-25 x 10-16 µm, elipsoides, hialinos. Oosporas esféricas, de 28-40 µm de diámetro, formadas en el interior de los tejidos foliares.

Huéspedes: Vid.

Sintomatología: El hongo infecta todas las partes verdes del huésped. Las lesiones en las hojas difieren en su sintomatología dependiendo de la edad de la hoja: en primavera se producen manchas redondeadas y amarillentas en el haz (“mancha de aceite”), mientras que en hojas de mayor edad las lesiones son decoloradas y poligonales, limitadas por los nervios. En ambos casos la esporulación se forma en el envés. Los pámpanos se infectan en los ápices, adquiriendo color pardo y curvándose. Las uvas jóvenes infectadas aparecen grises y cubiertas por un polvo blanquecino que son los esporangióforos. Las uvas de mayor edad pueden infectarse desde el raquis sin esporulación (mildiu larvado).

Referencias:

- Cambra, M., Bernal, I. (1996). *Plasmopara viticola* (Berk. y Curtis) Berl. y de Toni. Mildiu de la vid. Fichas de diagnóstico en laboratorio de organismos nocivos de los vegetales. Ficha 64. MAPA. Madrid.
- Commonwealth Mycological Institute. (CMI). (1968). Distribution of *Plasmopara viticola* Berl. & de Toni. CMI Map 221, 2nd. Edition.
- Hall, G. (1989). *Plasmopara viticola*. CMI Descriptions of Pathogenic Fungi and Bacteria n° 980.
- Laboratorio de Criptogamia. (1943). Informe del trabajo llevado a cabo por la Estación de Fitopatología de La Coruña durante 1942. Publicación Estación Fitopatología Agrícola de La Coruña 23: 21-57.
- Ruiz-Castro, A. (1950). La lucha contra las enfermedades del viñedo en España. Boletín Patología Vegetal y Entomología Agrícola 18: 243-280.

***Platychora ulmi* (Schleich.) Petrak**
[Anamorfo: *Pigottia ulmi* (Grev.) Keissler]

Sinónimos: Del teleomorfo: *Euryachora ulmi* Fuck, *Sphaeria ulmi* Schleich. Del anamorfo: *Asteroma ulmi* Grez., *Dothidea astroidea* Berk. in Smith, *Pigottia astroidea* (Berk.) Berk. & Br., *Basiascella gallarum* Bub.

Taxonomía: Reino Fungi, Filo Ascomycota, (División Eumycota, Subdivisión Ascomycotina, Clase Loculoascomycetes.)

Descripción: Anamorfo: conidioma acervular. Conidióforos ramificados y septados sólo cerca de su base, de color marrón claro, lisos, cilíndricos, generalmente rectos. Células conidiógenas holoblásticas, anelídicas, de color marrón claro. Conidias de color marrón claro, de pared delgada y lisa, unicelulares, con ápice obtuso y base truncada, de 8-10 x 4,5-5 µm.

Huéspedes: *Ulmus minor*.

Sintomatología: Presencia de manchas negruzcas en el limbo foliar. Estromas negros, costrosos, con aspecto de cojinetes que invaden las hojas. Por el haz, las hojas se abomban ligeramente, mientras que por el envés la manchas tienden a ser de tonalidad pardo oscura. Tras la defoliación se formarán los cuerpos fructíferos en estas zonas. Es un hongo frecuente, aunque tiene una actividad secundaria, produciendo en todo caso una otoñada precoz.

Referencias:

- Muñoz López, C., Pérez Fortea, V., Cobos Suárez, P., Hernández Alonso, R., Sánchez Peña, G. (2003). Sanidad Forestal. Guía en imágenes de plagas, enfermedades y otros agentes presentes en los montes. Ed. Mundi-Prensa, Madrid, 576 pp.
- Sutton, B. C. (1980). The Coelomycetes. CMI Kew, Surrey, England, 696 pp.

***Pleiochaeta setosa* (Kichn) Hugues** **Moteado del altramuz**

Sinónimos: *Ceratophorum setosum* Kirchn.

Taxonomía: Reino Fungi, Hongos Mitospóricos (División Eumycota, Subdivisión Deuteromycotina, Clase Hyphomycetes).

Descripción: Conidióforos simples, flexuosos, frecuentemente geniculados, de color pálido a marrón verdoso, lisos, tabicados. Conidias solitarias, secas, cilíndricas a elipsoides, de base truncada, rectas a ligeramente curvadas, de 60-90 x 14-22 μm , con 4-8 (más frecuentemente 5) tabiques transversales, con las células de los extremos hialinas y las centrales de color pajizo a marrón dorado. Célula apical con tres o más apéndices simples, ocasionalmente ramificados, hialinos de hasta 100 μm de longitud.

Huéspedes: Altramuz (*Lupinus* sp.).

Sintomatología: Numerosas manchas negras, de contorno definido y de 1 a 5 mm de diámetro, sobre hojas y tallos. Las plantas pertenecientes a las líneas más sensibles manifiestan, a los cinco días de observadas las primeras manchas, un aspecto deprimente y muy parecido al que producen los pulgones sobre la vegetación, hojas enrolladas y achaparramiento general. El último nivel de ataque observado corresponde a la necrosis total de hojas y muerte de la planta.

Referencias:

- Del Moral, J., Arias, A., de Arcos, R. (1981). Aparición en España del moteado *Pleiochaeta setosa* (Kichn) Hugues del altramuz. Boletín del Servicio de Plagas 7: 141-145.
- Ellis, M. B., Holliday, P. (1976). *Pleiochaeta setosa*. CMI Descriptions of Pathogenic Fungi and Bacteria N° 495.

***Pleospora betae* Björling [Anamorfo: *Phoma betae* Frank] Pie negro**

Sinónimos: Del teleomorfo: *Pleospora björlingii* Byford. Del anamorfo: *Phoma spinaciae* Bubák & Willi Krieg, *P. tabifica* (Prill.) Sacc., *Phyllosticta betae* Oudem., *P. spinaciae* H. Zimm., *P. tabifica* Prill.

Taxonomía: Reino Fungi, Filo Ascomycota (División Eumycota, Subdivisión Ascomycotina, Clase Loculoascomycetes).

Descripción: Teleomorfo: pseudotecios de 200-500 µm de diámetro, con una papila ostiolada corta. Ascosporas de 18-25 x 7-10 µm, de forma ovoide, color pardo, triseptadas y constreñidas en cada septo; al madurar desarrollan un único septo longitudinal en cada una de las dos células centrales. Anamorfo: picnidios con fiálidas hialinas. Picnidiosporas de 5-8 x 3-4,3 µm, hialinas y ovales.

Huéspedes: Remolacha.

Sintomatología: Podredumbres de pie, corona y tallo. En estado de plántula empardecen los ápices y las raíces. Las plántulas pueden morir. Las semillas infectadas pueden dar lugar a la muerte en preemergencia. En plantas en crecimiento se produce el empardecimiento y posterior podredumbre. Puede extenderse al resto de la planta en el campo o en el almacén. En condiciones húmedas, la lesión se deprime y aparecen puntos negros sobre los que se desarrollan esporas rosadas. Las ascosporas producen en las hojas manchas necróticas circulares con anillos concéntricos de colores pardo claro y oscuro alternadamente. En casos graves, las lesiones coalescen y se produce la rotura del tallo por la base. Las lesiones se extienden con formas circulares de margen parda y centros grises.

Referencias:

- Booth, C. (1967). *Pleospora björlingii*. CMI Descriptions of Pathogenic Fungi and Bacteria n° 149.
- García-Benavides, P., Pérez de Algaba, A. (1996). *Pleospora bjoerlingii* Byford. Pie negro. Fichas de diagnóstico en laboratorio de organismos nocivos de los vegetales. Ficha 65. MAPA.
- Grondona, I., Pérez de Algaba, A., Monte, E., García-Acha, I. (1992). Biological control of sugar beet diseases caused by *Phoma betae*: greenhouse and field tests. Bulletin-OILB/SROP 15: 39-41
- Perez de Algaba, A., Grondona, I., Monte, E., Garcia Acha, I. (1992). *Trichoderma* as biological control agent in sugar beet crops. Bulletin OILB/SROP. 15: 36-38.

***Pleospora herbarum* (Pers.) Rabenh.**
[Anamorfo: *Stemphylium botryosum* Wallr.]

Sinónimos: Del teleomorfo: *P. glossulariae* (Fr.) Fuckel, *P. allii* (Rab.) Ces. & de Not., *P. armeriae* (Cda.) Ces., *P. dianthi* de Not., *P. evonymi* Fuckel, *P. australis* Cooke, *P. putrefaciens* A. B. Frank. Del anamorfo: *Alternaria putrefaciens* (Fuckel) E. C. Simmons, *Clasterosporium putrefaciens* (Fuckel) Sacc., etc.

Taxonomía: Reino Fungi, Filo Ascomycota (División Eumycota, Subdivisión Ascomycotina, Clase Loculoascomycetes).

Descripción: Teleomorfo: pseudotecios globosos, diferenciados, de 1-1,5 mm de diámetro. Ascas cilíndricas o aclavadas con 8 ascosporas. Ascosporas de 26-50 x 10-20 µm, de color marrón amarillento, elipsoides o aclavadas y ligeramente constreñidas en los tres septos primarios transversales. Anamorfo: conidióforos erectos, septados y de color marrón. Conidias de unas 19,5 x 28,5 µm, oliváceas o marrones, oblongas, con 1-3 septos longitudinales y 1-3 transversales.

Huéspedes: Alfalfa, *Allium* spp., altramuz, lechuga, manzano, peral, remolacha, tomate.

Sintomatología: Es un parásito débil que causa lesiones foliares en huéspedes debilitados. En tomate causa, junto con *Stemphylium solani* Weber, la mancha gris de la hoja de tomate. Infecta las hojas más viejas de la planta de remolacha cuando está próxima a la recolección. Sobre la lámina foliar se manifiestan grandes manchas sobre las que se producen las fructificaciones conídicas. También puede causar podredumbre en los frutos de manzano y peral.

Referencias:

- Alfaro-García, A. (1971). Una enfermedad de las lechugas malagueñas debida al *Stemphylium botryosum* Wallr. Anales INIA. Ser. Protección Vegetal 1: 63-69.
- Booth, C., Pirozynski, K. A. (1967). *Pleospora herbarum*. CMI Descriptions of Pathogenic Fungi and Bacteria nº 150.
- Collar-Urquijo, J. (1999). *Stemphyllium* spp. Manchas foliares. Fichas de diagnóstico en laboratorio de organismos nocivos de los vegetales. Ficha 144. MAPA.
- Domínguez García-Tejero, F. (1951). Distribución en España de las plagas y enfermedades de la remolacha. Boletín Patología Vegetal y Entomología Agrícola 18: 181-204.
- Forbes, I., Gladstones, J. S., Wells, H.D. (1975). Gray leaf spot-resistant *Lupinus an-*

gustifolius L. germplasm from plant exploration in the western Mediterranean region. *Crop Science* 15: 867-868.

- Laboratorio de Criptogamia. (1941). Informe del trabajo llevado a cabo por la Estación de Fitopatología de La Coruña durante 1939-40. Publicación Estación Fitopatología Agrícola de La Coruña 14: 35 pp.
- Rodríguez-Rodríguez, R., Rodríguez-Rodríguez, J. M. (2002). *Stemphyllium* spp. Manchas grises de las hojas. Fichas de diagnóstico en laboratorio de organismos nocivos de los vegetales. Ficha 203. MAPA.

***Pleospora papaveracea* (de Not.) Sacc.**
[Anamorfo: *Dendryphion penicillatum* (Cda.) Fr.]
Necrosis de la adormidera

Sinónimos: Del teleomorfo: *Cucurbitaria papaveracea* de Not., *Sphaeria papaveris* Tul., *Pleospora bardanae* Niessl, *Pleospora pellita* (Fr.) Rabenh. var. *bardanae* (Niessl) Wehm. Del anamorfo: *Brachycladium penicillatum* Corda, *Helminthosporium papaveris* Saw., *Dendryphion papaveris* (Saw.) Saw.

Taxonomía: Reino Fungi, Filo Ascomycota (División Eumycota, Subdivisión Ascomycotina, Clase Loculoascomycetes).

Descripción: Teleomorfo: pseudotecios globosos, a veces algo aplastados, de 300-400 x 250-300 μm , con ostiolo papilado. Ascas cilíndricas, bitunicadas de 100-130 x 8-12 μm . Ascosporas elípticas, de color amarillo a marrón claro, de 20-25 x 6-9 μm , con tres tabiques transversales y con tabiques longitudinales en una o las dos células centrales. Anamorfo: conidias solitarias o en cadenas, cilíndricas, de color oliváceo claro, lisas, con 3-8 septos y 17-28 x 5-9 μm .

Huéspedes: Adormidera (*Papaver somniferum*). Se transmite en semillas de adormidera, de las que se ha aislado en proporciones de hasta un 14%.

Sintomatología: Necrosis extensa de la planta, que eventualmente da lugar a la rotura de tallos y encamado de la misma. Con ambiente favorable la enfermedad se desarrolla con rapidez y de forma generalizada, destruyendo completamente el cultivo. Los ataques pueden afectar a éste en diversos estados fenológicos, causando muerte de plántulas o lesiones necróticas en la raíz de plantas adultas, que originan el colapso de éstas, así como áreas necróticas extensas en hojas, tallos y cápsulas. Las ascosporas pueden constituir el inóculo primario y originan manchas necróticas elipsoidales o redondeadas en las hojas y alargadas en los tallos. En dichas lesiones se desarrolla el anamorfo, que da lugar a las infecciones secundarias.

Referencias:

- Muñoz-Ledesma, F. J., Marín-Jaime, M., Jiménez-Díaz, R. M. (1996). Etiología de la necrosis de la adormidera (*Papaver somniferum* L.) en Andalucía. Resúmenes VIII Congreso Nacional de la Sociedad Española de Fitopatología: 79. Córdoba.
- Sivanesan, A., Holliday, P. (1982). *Pleospora papaveracea*. CMI Descriptions of Pathogenic Fungi and Bacteria N° 730.

***Podosphaera leucotricha* (Ellis & Everh.) Salmon**

Oidio del manzano

Sinónimos: *Sphaerotheca leucotricha* Ellis & Everh., *S. mali* Burrill, *Oidium farinosum* Cooke, *O. mespili* Cooke.

Taxonomía: Reino Fungi, Filo Ascomycota (División Eumycota, Subdivisión Ascomycotina, Clase Pyrenomycetes).

Descripción: Teleomorfo: cleistotecios globosos o, a veces, ligeramente piriformes. Fulcros en dos grupos: uno en la base y otro en el ápice del cleistotecio. Ascas oblongas o subglobosas, sólo una por cleistotecio, de tamaño 55-70 x 44-55 μm . Ascosporas ovales a elípticas, de 22-26 x 12-15 μm . Anamorfo: conidias en cadenas largas, elipsoides o más o menos globosas, de 22-30 x 15-20 μm , con cuerpos de fibrosina en su interior.

Huéspedes: Manzano.

Sintomatología: Ataca a hojas, flores, brotes y yemas. Es destacable la acumulación de infecciones en las yemas terminales.

Referencias:

- Kapoor, J. N. (1967). *Podosphaera leucotricha*. CMI Descriptions of Pathogenic Fungi and Bacteria n° 158.
- López, J. A. (2000). Oidio del manzano y de los frutales de hueso (*Podosphaera leucotricha*). En “Montesinos, E., Melgarejo, P., Cambra, M. A. y Pinochet, J. (edit.): Enfermedades de los frutales de pepita y hueso”: 53-56. Sociedad Española de Fitopatología-Ed. Mundi-Prensa. 147 pp.
- Palazón, I., Palazón, C., Rodríguez, M.C. (1983). Primeras observaciones sobre el oidio del manzano (*Podosphaera leucotricha*) (Ell. y Ev.) Salm. sobre manzano. Resúmenes de las Comunicaciones presentadas a la IV, V y VI Reuniones Anuales del Grupo Especializado de Fitopatología Microbiana de la Sociedad Española de Microbiología: 61. Monografías INIA n° 48.

***Polystigma fulvum* Pers. ex DC. [Anamorfo:
Libertella fulva Thüm.]**

Sinónimos: Del teleomorfo: *P. ochraceum* (Wahlenb.) Sacc.

Taxonomía: Reino Fungi, Filo Ascomycota (División Eumycota, Subdivisión Ascomycotina, Clase Pyrenomycetes).

Descripción: Teleomorfo: se produce durante el invierno en las hojas caídas: peritecios con ascas clavadas que contienen 8 ascosporas. Ascosporas unicelulares, hialinas y de 10 x 6 µm. Anamorfo: estromas amarillos a pardos en ambos lados de la hoja, con los ostiols de los picnidios en el envés. Conidias, hialinas y filiformes, de 25-30 x 1-1,5 µm.

Huéspedes: Almendro.

Sintomatología: Ocasiona manchas amarillas a pardas en las hojas de la planta infectada, pudiendo causarle graves daños.

Referencias:

- Estaciones de Patología Vegetal. (1926). Trabajos de las Estaciones de Patología Vegetal. Publicación Estación Patología Vegetal 1: 107-113.

***Polystigma rubrum* (Pers.) DC. subsp. *rubrum* [Anamorfo: *Polystigmia rubra* (Desm.) Sacc.]**
Quemado

Sinónimos: Del teleomorfo: *Dothidea rubra* (Pers.) Fr., *Guignardia circumscissa* (Sacc.) Traverso, *Polystigma rubrum* (Pers.) DC., *Sphaeria rubra* (Pers.) Fr. Del anamorfo: *Libertella rubra* (Pers.) Bonord., *Septoria rubra* (Pers.) Desm.

Taxonomía: Reino Fungi, Filo Ascomycota (División Eumycota, Subdivisión Ascomycotina, Clase Pyrenomycetes).

Descripción: Teleomorfo: se produce durante el invierno en las hojas caídas. Peritecios esféricos, con parafisos y con ascas clavadas, de ápice obtuso y un anillo apical, que llevan 8 ascosporas unicelulares, de forma cilíndrica, hialinas, aseptadas y de 10,5-14 x 3,5-4,5 μm . Anamorfo: cuerpo estromático vivamente coloreado de rojo. Conidióforos cortos se desarrollan sobre el estroma conidial y sobre ellos aparecen, de forma simpódica, conidias fusiformes, sigmoidales, hialinas, aseptadas, con la base truncada y de 22-42 x 0,5-0,75 μm .

Huéspedes: Ciruelo.

Sintomatología: Causa manchas rojas o quemado sobre las hojas del ciruelo. En ambos lados de la hoja se forman estromas rojo brillante, formándose en el envés los ostiolos de los picnidios. Causa defoliaciones prematuras y debilitamiento del árbol.

Referencias:

- Commonwealth Mycological Institute (CMI). (1995). Distribution of *Polystigma rubrum* (Pers. ex Fr.) Chev. CMI Map 148, 4th. Edition.

***Pseudonectria rousseliana* (Mont.) Wollenw [Anamorfo:
Volutella buxi (Corda) Berk]**

Sinónimos: del teleomorfo: *Hypomyces fulvus* (fRB.) Sacc., *Nectria rousseliana* Mont., *Nectriella rousseliana* (Mont.) Sacc., *Notarisiella rousseliana* (Mont.) Sacc ex Clem. & Shear, *Sphaeria fulva* Fr., *Stigmatea rousseliana* (Mont.) Fuckel.

Taxonomía: Reino Fungi, Filo Ascomycota (División Eumycota, Subdivisión Ascomycotina, Clase Pyrenomycetes).

Descripción: Teleomorfo: peritecios de color rojizo, solitarios o agrupados en las mismas zonas ocupadas previamente por los esporodoquios. Anamorfo: los esporodoquios aparecen como masas rosáceas que se acumulan en el envés de las hojas.

Huéspedes: Boj (*Buxus sempervirens*).

Sintomatología: Manchas necróticas de color pardo sobre las hojas; se observa la formación de hojas instaladas de forma anómala en el ramillo; aparecen chancros como pequeñas zonas deprimidas en los tallos y ramillos. La corteza está oscurecida y se desprende, el leño por debajo presenta una tonalidad parda o grisácea. El hongo provoca la muerte de las hojas como consecuencia del anillamiento de los ramillos, y puede llegar a matar a la planta.

Referencias:

- Muñoz López, C., Pérez Fortea, V., Cobos Suárez, P., Hernández Alonso, R., Sánchez Peña, G. (2003). Sanidad Forestal. Guía en imágenes de plagas, enfermedades y otros agentes presentes en los montes. Ed. Mundi-Prensa, Madrid, 576 pp.

***Pseudoperonospora cubensis* (Berk. & Curt.) Rost.**
Mildiu de las cucurbitáceas

Sinónimos: *Peronoplasmopara cubensis* (Berk. & Curt.) Clint., *Peronospora cubensis* Berk. & Curt., *Plasmopara cubensis* (Berk. & Curt.) C. J. Humphrey.

Taxonomía: Reino Chromista, Filo Oomycota (División Eumycota, Subdivisión Mastigomycotina, Clase Oomycetes).

Descripción: Micelio hialino, no tabicado. Esporangióforos ramificados dicotómicamente en su tercio superior y en sus extremos se insertan los esporangios de forma individual. Esporangios de color gris violáceo, de forma ovoide a elipsoide, de 20-40 x 14-25 µm, de pared delgada y no papilados. Zoosporas biflageladas, de 10-13 µm de diámetro. Oosporas globosas, de 22-42 µm de diámetro, de color amarillo claro o hialinas.

Huéspedes: Cucurbitáceas; en España, sobre todo, melón y pepino.

Sintomatología: En el haz de la hoja se forman zonas poligonales de color amarillo claro que se corresponden con zonas de aspecto oleoso en el envés y color grisáceo o negro. Con el tiempo se necrosan las áreas afectadas y se vuelven marrones desde el centro hacia fuera, hasta secarse.

Referencias:

- García-Jiménez, J., Alba, V., Alfaro-García, A. (1978). Una enfermedad nueva en España: el mildiu de las cucurbitáceas. Anales I Jornadas de Investigación Hortícola. Murcia: 241-248.
- García-Jiménez, J., Alfaro-García, A. (1994). Mildiu. *Pseudoperonospora cubensis*. En “Díaz-Ruiz, J.R. y García-Jiménez, J. (edit.): Enfermedades de las cucurbitáceas en España. Monografías de la SEF nº 1”: 62-65.
- Palti, J. (1975). *Pseudoperonospora cubensis*. CMI Descriptions of Pathogenic Fungi and Bacteria nº 457.
- Santiago Merino, R. (1999). *Pseudoperonospora cubensis* (Berk. & Curtis) Rostovsev. Mildiu de las cucurbitáceas. Fichas de diagnóstico en laboratorio de organismos nocivos de los vegetales. Ficha 137. MAPA. Madrid.

***Pseudoperonospora humuli* (Miyabe & Takahashi) G. Wilson Mildiu**

Sinónimos: *Peronoplasmodium humuli* Miyabe & Takahashi, *Pseudoperonospora celtidis* (Waite) Wilson var. *humuli* Davis, *Plasmopara humuli* (Miyabe & Takahashi) Sacc., *Peronospora humuli* (Miyabe & Takahashi) Skalicky.

Taxonomía: Reino Chromista, Filo Oomycota (División Eumycota, Subdivisión Mastigomycotina, Clase Oomycetes).

Descripción: Esporangióforos determinados con ramificación monopódica. Esporangios de 22-30 x 16 µm, elipsoides y con papila apical. Oosporas esféricas, de 25-40 µm de diámetro, de pared lisa y color marrón claro.

Huéspedes: Lúpulo.

Sintomatología: Causa lesiones angulares en los folíolos, flores y conos. Si es sistémico se encontrará en el tallo. En primavera se ven tallos enanizados con el envés cubierto de masas oscuras, que constituyen el inóculo inicial de la enfermedad en la plantación.

Referencias:

- Commonwealth Mycological Institute. (CMI). (1965). Distribution of *Pseudoperonospora humuli* GW. CMI Map 14, 3rd. edition.
- Francis, S. M. (1983). *Pseudoperonospora humuli*. CMI Descriptions of Pathogenic Fungi and Bacteria n° 769.

***Pseudopeziza medicaginis* (Lib.) Sacc.**
Viruela de las hojas de alfalfa

Sinónimos: *Phacidium medicaginis* Lib., *Phyllachora medicaginis* Sacc.

Taxonomía: Reino Fungi, Filo Ascomycota (División Eumycota, Subdivisión Ascomycotina, Clase Discomycetes).

Descripción: Apotecios de 200-320 µm de diámetro, en un principio subepidérmicos y luego erumpentes. Ascas en empalizada junto con parafisos, contienen ocho ascosporas aseptadas, hialinas y ovoides que miden 8,7-9,5 µm de diámetro.

Huéspedes: Alfalfa.

Sintomatología: Produce lesiones circulares de color pardo sobre los folíolos, con un halo de tono más claro. En el envés del folíolo, coincidiendo con el centro de las lesiones, se forman varios apotecios de pequeño tamaño.

Referencias:

- Benlloch, M. (1944). La viruela de las hojas de alfalfa, *Pseudopeziza medicaginis*. Boletín Patología Vegetal y Entomología Agrícola 13: 33-38.
- Booth, C., Waller, J. M. (1979). *Pseudopeziza medicaginis*. CMI Descriptions of Pathogenic Fungi and Bacteria n° 637.
- Collar Urquijo, J. (1996). *Pseudopeziza* spp. Mancha común o viruela. Fichas de diagnóstico en laboratorio de organismos nocivos de los vegetales. Ficha 66. MAPA.
- Commonwealth Mycological Institute (CMI). (1969). Distribution of *Pseudopeziza medicaginis* (Lib.) Sacc. CMI Map 129, 3rd. Edition.
- Laboratorio de Criptogamia (1947). Informe del trabajo llevado a cabo por la Estación de Fitopatología de La Coruña durante 1947. Publicación Estación Fitopatológica Agrícola de La Coruña 39: 29-62.

***Puccinia allii* (DC.) Rudolph Roya**

Taxonomía: Reino Fungi, Filo Basidiomycota (División Eumycota, Subdivisión Basidiomycotina, Clase Urediniomycetes).

Descripción: Se trata de una roya autoica y macrocíclica. Forma uredios, con uredosporas de forma esférica a elíptica de 23-32 x 20-26 μm . Éstas tienen las paredes hialinas a amarillentas, de superficie espinosa. Los telios, frecuentemente dispersos, tienen teliosporas de color castaño, de forma elíptica y uniseptadas, que miden 36-65 x 18-28 μm . Los ecios son escasos y llevan eciosporas esféricas a elipsoidales de 16-28 μm de diámetro.

Huéspedes: Ajo, cebolla, puerro.

Sintomatología: Forma pústulas naranjas o parduzcas sobre las hojas y los tallos, de forma circular o algo alargada, a lo largo de las venas. Posteriormente se forman telios estromáticos negruzcos. Puede dar lugar a un manchado clorótico.

Referencias:

- Commonwealth Mycological Institute (CMI). (1963). Distribution of *Puccinia allii* Rud. CMI Map 400, 1st. Edition.
- González Fragoso, R. (1924). Flora de la Península Ibérica. Uredinaceae. T I.– Género *Puccinia*. Museo Nacional de Ciencias Naturales, Madrid.
- Mediavilla Molina, A., Angulo Romero, J., Rodero Franganillo, J.M., Domínguez Vilches, E., Galán Soldevilla, C., García Pantaleón, F.I. (1996). Fungal contamination of potential medical interest in Spanish grain stores. Journal of Investigational Allergology and Clinical Immunology 6: 196-201.

Puccinia antirrhini Dietel & Holway Roya

Taxonomía: Reino Fungi, Filo Basidiomycota (División Eumycota, Subdivisión Basidiomycotina, Clase Urediniomycetes).

Descripción: Roya autoica y macrocíclica. Los uredios, separados, circulares y de color castaño, llevan uredosporas globosas, color castaño claro con 2-3 poros ecuatoriales en la pared de 1,5-2,5 µm de espesor. Las teliosporas son oblongas, obtusas, redondeadas o truncadas en la parte superior, ligeramente constreñidas en el septo y de color castaño; su pedicelo es hialino y de igual o menor tamaño que la espora; miden 30-55 x 18-29 µm. Se desconocen los picnidios y los ecios.

Huéspedes: *Antirrhinum* spp.

Sintomatología: El hongo ataca a todas las partes de la planta. Es más grave el ataque a las cápsulas, destruyendo los ovarios y la producción de semilla. Puede matar al huésped.

Referencias:

- Commonwealth Mycological Institute (CMI). (1965). Distribution of *Puccinia antirrhini* Diet.& Holw. CMI Map 40, 4th. Edition.
- González Fragoso, R. (1924). Flora de la Península Ibérica. Uredinaceae. T I.– Género *Puccinia*. Museo Nacional de Ciencias Naturales, Madrid.

Puccinia asparagi DC.

Roya

Taxonomía: Reino Fungi, Filo Basidiomycota (División Eumycota, Subdivisión Basidiomycotina, Clase Urediniomycetes).

Descripción: Es una roya autoica y macrocíclica. Los picnios son puntiformes y de color marrón. Los ecios, que les siguen gregarios, llevan eciosporas globosas a ovales y de pared hialina que miden 15-21 x 18-27 μm . Las uredosporas son globosas a elipsoidales, de pared dorada y miden 19-30 x 18-25 μm . Las teliosporas son redondeadas en la parte superior, constreñidas en el septo y de pared color castaño; miden 30-50 x 19-26 μm .

Huéspedes: Cebolla, espárrago.

Sintomatología: Causa lesiones ovales de color verde pálido hasta que se recubren por el estado uredinial en tallos, brotes y hojas, como pústulas pequeñas de color rojo óxido. Tras ellos se forman telios negros.

Referencias:

- Commonwealth Mycological Institute (CMI). (1996). Distribution of *Puccinia asparagi* DC. CMI Map 216, 4th. Edition.
- González Fragoso, R. (1924). Flora de la Península Ibérica. Uredinaceae. T I.– Género *Puccinia*. Museo Nacional de Ciencias Naturales, Madrid.

Puccinia buxi DC.

Roya

Taxonomía: Reino Fungi, Filo Basidiomycota (División Eumycota, Subdivisión Basidiomycotina, Clase Urediniomycetes).

Descripción: Roya microcíclica autoica que sólo produce teliosoros. Éstos aparecen en el envés foliar del boj, sin parafisos. Las teliosporas son bicelulares, pardas, lisas, oblongas, algunas algo mazudas y otras casi elipsoidales, con el ápice redondeado, con la pared poco engrosada en el ápice. Miden 55-90 x 20-35 µm. El pedicelo es hialino, algo grueso y largo, y puede llegar hasta los 160 µm.

Huéspedes: Afecta a todas las especies del género *Buxus*, principalmente a *B. sempervirens* L. (boj).

Sintomatología: Ataca a las hojas, en cuyo envés produce pústulas pardo-rojizas pulverulentas y redondas, mientras que en el haz se observan manchas de tonos rojizos con un halo clorótico amarillento abombadas y sobresalientes por hipertrofia de los tejidos afectados. Cuando el ataque es grave, puede producir defoliaciones precoces por coalescencia de las manchas, con deformaciones, y seca total del limbo foliar; no se observan pústulas en tallos.

Referencias:

- Collar Urquijo, J. (2002). *Puccinia buxi* DC. Roya. Fichas de diagnóstico en laboratorio de organismos nocivos de los vegetales. Ficha 193. MAPA. Madrid.
- Muñoz López, C., Pérez Fortea, V., Cobos Suárez, P., Hernández Alonso, R., Sánchez Peña, G. (2003). Sanidad Forestal. Guía en imágenes de plagas, enfermedades y otros agentes presentes en los montes. Ed. Mundi-Prensa.

Puccinia carthami Corda.

Roya

Sinónimos: *Bullaria carthami* (Corda) Arthur & Mains, *Puccinia calcitrapae* var. *centaureae* (DC) Cummins, *P. centaureae* DC.

Taxonomía: Reino Fungi, Filo Basidiomycota (División Eumycota, Subdivisión Basidiomycotina, Clase Urediniomycetes).

Descripción: Espermogonios anfígenos de 80-100 μm de diámetro, en grupos pequeños. Ecios anfígenos, de color marrón castaño, de más de 0,4 mm, asociado a espermogonios. Eciosporas similares a uredosporas. Uredosoros anfígenos, de color marrón. Uredosporas globosas, de 21-27 x 21-24 μm , de pared color marrón castaño claro y 1,5-2 μm de espesor, con 2-3 (raramente 4) poros ecuatoriales. Teliosoros semejantes a uredosoros. Teliosporas bicelulares, elipsoides, de 36-44 x 24-30 μm , de color marrón castaño, con pedicelo.

Huéspedes: Cártamo (*Carthamus tinctorius* L.).

Sintomatología: La roya del cártamo se presenta en dos fases diferentes: la fase de plántula, que se inicia con la infección subterránea del hipocotilo por basidiosporas y termina frecuentemente con la muerte de las plántulas; y la fase foliar, debida a infecciones aéreas por eciosporas y uredosporas que resultan en la formación de soros de color marrón en las hojas de las plantas afectadas. Normalmente la gravedad de la enfermedad suele ser baja.

Referencias:

- Melero, J.M., Gil, A., Risueño, J. (1984). Enfermedades del cártamo en Andalucía: importancia y etiología. Comunicaciones del III Congreso Nacional de Fitopatología: 11-14. Puerto de la Cruz, Tenerife.
- Punithalingam, E. (1968). *Puccinia carthami*. CMI Descriptions of Pathogenic Fungi and Bacteria n° 174.

Puccinia coronata Corda Roya coronada

Sinónimos: *Puccinia coronifera* Kleb, *Puccinia lolii* Nielsen.

Taxonomía: Reino Fungi, Filo Basidiomycota (División Eumycota, Subdivisión Basidiomycotina, Clase Urediniomycetes).

Descripción: Es una roya heteroica y macrocíclica que produce todos los tipos de esporas. Los ecios son cilíndricos o en forma de copa, blancuzcos y lanciniados. Las eciosporas, angulares-globoides y verrucosas, son hialinas y miden 18-25 x 14,5-19 μm . Los uredios tienen forma oblonga y son de color amarillo claro. Las uredosporas son redondas a ovoides, amarillas, uniformemente equinuladas y miden 22-29 x 17-23 μm . Los telios, oblongos y de color amarillo a marrón anaranjado, llevan teliosporas bicelulares, clavadas, de ápices aplastados con una corona de proyecciones digitadas; miden 38-70 x 13-23 (sin contar las proyecciones) y son hialinas a color castaño claro.

Huéspedes: Avena, *Dactylis* spp., *Festuca* spp., *Lolium* spp., *Phleum* spp.

Sintomatología: Aparecen pústulas pulverulentas de color anaranjado, principalmente en las láminas foliares, aunque también pueden presentarse en las vainas y las flores. Los espermogonios y ecios se forman en *Rhamnus cathartica* y *Frangula alnus*.

Referencias:

- González Fragoso, R. (1924). Flora de la Península Ibérica. Uredinaceae. T I.– Género *Puccinia*. Museo Nacional de Ciencias Naturales, Madrid.
- González-Fragoso, R. (1926). Las royas de los cereales. Publicación Estación Patología Vegetal 1: 41-48.
- Martínez, M., García-Baudin, J.M., Brañas, M. (1976). Búsqueda de resistencia a la roya coronada en especies de la *Avena* sp. Anales del Instituto Nacional de Investigaciones Agrarias. Protección Vegetal 6: 11-15.
- Oliveira, J.A., Rottinghouse, G.E., Collar, J., Castro, P. (1997). Perennial ryegrass endophytes in Galicia, northwest Spain. Journal of Agricultural Science 129: 173-177.
- Salazar, J., Martínez, M., Martínez, M. (1973). Physiologic races of crown rust (*Puccinia coronata* CDA, f. sp. *avenae* Eriks.) detected in Spain during the period 1969-71. Cereal Rusts Bulletin 1: 19-20.

***Puccinia graminis* subsp. *graminis* Pers.**

Roya negra

Sinónimos: *Puccinia graminis* var. *tritici* Eriks & Henn.

Taxonomía: Reino Fungi, Filo Basidiomycota (División Eumycota, Subdivisión Basidiomycotina, Clase Urediniomycetes).

Descripción: Es una roya heteroica y macrocíclica en la que las pústulas de los uredios y telios aparecen en el tallo, emergiendo a través de la epidermis desde el parénquima. Uredosporas y teliosporas son de color canela al principio para ir adquiriendo color oscuro con el tiempo, más acusado en las teliosporas. Las urediosporas son de forma oval, oblonga o elíptica, equinuladas y con un pequeño pedicelo; miden 25-30 x 17-20 µm. Las teliosporas son bicelulares, oblongas o clavadas y algo redondeadas en el ápice; miden 40-50 x 14-20 µm. Los ecios tienen color naranja brillante y se sitúan sobre el agracejo. Las eciosporas son poliédricas, de 16-20 x 13-16 µm y están dispuestas en cadenas. Las formas especiales son el resultado de la especialización a nivel genérico.

Huéspedes: *Aegilops*, agracejo, avena, cebada, centeno, trigo.

Sintomatología: Afecta a todas las partes del huésped salvo las raíces y las semillas. Se producen urediosporas de color canela a pardo oscuro en ambas caras de las hojas, especialmente en la inferior, pero son más frecuentes y evidentes en los tallos. También infecta a las inflorescencias, particularmente en trigo y centeno. Al madurar el huésped, los uredinios pardo oscuros se transforman en telios negros, principalmente sobre los tallos. La parte sexual la desarrolla sobre el agracejo (*Berberis*) donde forma ecios de color naranja brillante.

Referencias:

- González Fragoso, R. (1924). Flora de la Península Ibérica. Uredinaceae. T I.– Género *Puccinia*. Museo Nacional de Ciencias Naturales, Madrid.
- González-Fragoso, R. (1926). Las royas de los cereales. Publicación Estación Patología Vegetal 1: 41-48.
- Laboratorio de Criptogamia. (1947). Informe del trabajo llevado a cabo por la Estación de Fitopatología de La Coruña durante 1947. Publicación Estación Fitopatológica Agrícola de La Coruña 39: 29-62.
- Losa España, D.M. (1942). Aportación al estudio de la flora micológica española. Anales del Jardín Botánico de Madrid 2: 87-142.

- Salazar, J., Brañas, M. (1973). Physiologic races of wheat black rust (*Puccinia graminis* Pers. var. *tritici* Eriks. et Henn.) detected in Spain in the years 1968-1971. Cereal Rusts Bulletin 1: 21-23.
- Sánchez-Monge, E., Salazar, J., Brañas, M., Sánchez-Monge, E. (1973). Cytoplasmic influence in specific wheat stem rust resistance. Cereal Rusts Bulletin 1: 16-18.
- Unamuno, L.M. (1942). Contribución al estudio de los hongos microscópicos de la provincia de Cuenca. Anales del Jardín Botánico de Madrid 2: 7-86.

Puccinia hordei Otth

Roya parda de la cebada

Sinónimos: *Puccinia simplex* Eriksson; *P. anomala* Rostrup.

Taxonomía: Reino Fungi, Filo Basidiomycota (División Eumycota, Subdivisión Basidiomycotina, Clase Urediniomycetes).

Descripción: Es una roya macrocíclica y heteroica. Tiene espermogonios muy numerosos, de esféricos a elipsoidales, que primero son de color pardo para luego ser negros. Los ecios son cupulados, amarillos y se agrupan en torno a los picnidios; las eciosporas son hialinas, verrucosas y miden 25-29,5 x 21-24,5 µm. Los uredinios son diminutos, de color amarillo brillante a canela; las urediniosporas están equinuladas, son de color amarillo claro a marrón amarillento y miden 23-30 x 18-25 µm. Los telios, de color marrón anaranjado, se forman sobre los tallos y son de forma oblonga, quedando cubiertos por la epidermis; las teliosporas son bicelulares, clavadas, elipsoides o irregulares, ligeramente constreñidas en el septo, de color marrón amarillento y miden 33-62 x 16,5-27 µm. Los picnidios y ecios aparecen sobre *Ornithogalum* y los uredinios y telios sobre *Hordeum*.

Huéspedes: Cebada.

Sintomatología: Comienza como pequeñas pústulas redondas de color amarillo o pardo claro, oscureciéndose con el tiempo. En muchas ocasiones, se forma un halo clorótico y la hoja sufre un amarilleo generalizado. En general se limita a la lámina y vaina foliar, pero al final del desarrollo invade toda la planta.

Referencias:

- González Frago, R. (1924). Flora de la Península Ibérica. Uredinaceae. T I.– Género *Puccinia*. Museo Nacional de Ciencias Naturales, Madrid.
- González Frago, R. (1926). Las royas de los cereales. Publicación Estación Patología Vegetal 1: 41-48.
- Marín, J.P., Segarra, J., Almacellas, J. (1992). Enfermedades de los cereales en Cataluña en 1988-90. Investigación Agraria, Producción y Protección Vegetales 7: 261-275.
- Segarra, J., Marín, J.P., Almacellas, J. (1993). Micosis de la cebada en Cataluña durante el periodo 1988-90. Investigación Agraria, Producción y Protección Vegetales 8: 457-467.

***Puccinia menthae* Pers.**
Roya de la menta

Taxonomía: Reino Fungi, Filo Basidiomycota (División Eumycota, Subdivisión Basidiomycotina, Clase Urediniomycetes).

Descripción: Es una roya autoica y macrocíclica. Las eciosporas son esféricas, de pared hialina y color amarillo pálido; miden 18-28 μm de diámetro. Las urediosporas son elipsoidales de pared pálida y miden 22-26 x 18-22 μm . Las teliosporas son elipsoidales, obtusas en la parte superior, constreñidas en el septo y con la pared de color pardo claro; miden 22-30 x 17-24 μm .

Huéspedes: Menta.

Sintomatología: Los rizomas invernantes se infectan dando lugar a brotes pálidos e hinchados. En las hojas se forman ecios a través de los cuales se extiende.

Referencias:

- Commonwealth Mycological Institute (CMI). (1969). Distribution of *Puccinia menthae* Pers. CMI Map 211, 4th. Edition.
- Gjaerum, H.B., Sunding, P. (1986). Flora of Macronesia: Checklist of rust fungi (Uredinales). Sommerfeltia 4: 42 pp.
- González Fragoso, R. (1924). Flora de la Península Ibérica. Uredinaceae. T I.– Género *Puccinia*. Museo Nacional de Ciencias Naturales, Madrid.
- Unamuno, L.M. (1941). Notas micológicas XIV. Contribución al estudio de los Uredinales y Ustilaginales de la flora española. Boletín Sociedad Española de Historia Natural 38: 19-36.

Puccinia pelargonii-zonalis Doidge

Roya

Taxonomía: Reino Fungi, Filo Basidiomycota (División Eumycota, Subdivisión Basidiomycotina, Clase Urediniomycetes).

Descripción: Roya autoica y macrocíclica. Los uredios, de color canela oscuro y pulverulento, forman círculos concéntricos irregulares. Las uredosporas, ovadas, amarillas o marrones, con dos poros ecuatoriales, miden 21-28,5 x 19-21,5 µm. Las teliosporas, comparativamente a las urediosporas son escasas, elipsoides, de color marrón pálido y de 36-50 x 16-23,5 µm; son además bicelulares, redondeadas en el ápice y algo agudas en la base, donde son pediceladas.

Huéspedes: *Pelargonium* spp.

Sintomatología: Causa manchas cloróticas en ambas superficies foliares. Los uredinios aparecen en el envés como anillos concéntricos pardo rojizos. Las hojas infectadas caen con rapidez y el hongo se extiende por las urediosporas.

Referencias:

– Commonwealth Mycological Institute (CMI). (1991). Distribution of *Puccinia pelargonii-zonalis* Doidge. CMI Map 412, 4th. Edition.

Puccinia porri (Sow.) Winter Roya del puerro

Taxonomía: Reino Fungi, Filo Basidiomycota (División Eumycota, Subdivisión Basidiomycotina, Clase Urediniomycetes).

Descripción: Es una roya autoica y macrocíclica. Forma uredios, con uredosporas de forma elíptica de 22-32 x 20-25 μm ; éstas tienen las paredes hialinas a amarillentas y de superficie equinulada. Los telios, que permanecen recubiertos por la epidermis, llevan teliosporas de color marrón claro, forma elíptica y uniseptadas, que miden 35-65 x 16-28 μm . Los ecios, escasos en la naturaleza, son de color amarillento y están reunidos en grupos; llevan eciosporas esféricas a elipsoidales de 15-25 μm de diámetro. Es una especie muy parecida a *Puccinia allii*.

Huéspedes: Puerro.

Sintomatología: Los ecios se presentan en primavera sobre las hojas, en grupos de color amarillento. Los uredios forman pústulas naranjas a pardas sobre la superficie de la hoja. Los telios, cubiertos por la epidermis de la hoja, dan lugar a las típicas pústulas negruzcas. Se produce también un manchado clorótico de las hojas que puede llevar a su muerte.

Referencias:

- González Fragoso, R. (1924). Flora de la Península Ibérica. Uredinaceae. T I.– Género *Puccinia*. Museo Nacional de Ciencias Naturales, Madrid.
- Losa España, D.M. (1942). Aportación al estudio de la flora micológica española. Anales del Jardín Botánico de Madrid 2: 87-142.

***Puccinia recondita* Roberge**

Roya parda o roya de las hojas de los cereales

Sinónimos: *Puccinia triticina* Eriksson, *P. dispersa* Eriksson; *P. rubigo-vera* Winter.

Taxonomía: Reino Fungi, Filo Basidiomycota (División Eumycota, Subdivisión Basidiomycotina, Clase Urediniomycetes).

Descripción: Es una roya macrocíclica heteroica con espermogonios, principalmente epifilos, repartidos en grupos pequeños y ecios hipofilos agrupados, cupulados, raramente cilíndricos, amarillos, con eciosporas globoides y elipsoides de 13-26 x 19-29 μm , de pared incolora y finamente verrucosa. Los uredinios son principalmente epifilos, dispersos, redondos a oblongos, de 1 x 1-2 mm, color pardo canela, con urediniosporas globoides más o menos elipsoidales, de 13-24 x 16-34 μm y pared canela claro a amarilla, de 1-2 μm de espesor, equinulada, con 4-8 poros dispersos y definidos. Los telios son hipofilos, pequeños, oblongos, negros y cubiertos por la epidermis durante largo tiempo; tienen parafisos en capas delgadas que rodean o dividen a los soros. Las teliosporas son bi-, ocasionalmente uni- o tricelulares, oblongas a clavadas, de 13-24 x 36-65 μm , redondeadas, truncadas o apuntadas oblicuamente en el ápice, ligeramente constreñidas y con la pared gruesa.

Huéspedes: *Bromus* spp., cebada, centeno, *Hordeum chilense*, trigo, *Tritordeum*.

Sintomatología: Aparecen pústulas anaranjadas en los haces de las hojas, que se van oscureciendo con el tiempo. En torno a los puntos primarios de infección aparecen anillos de uredinios y posteriormente telios negros. Estos se desarrollan normalmente en filas sobre las vainas foliares.

Referencias:

- Commonwealth Mycological Institute (CMI). (1967). Distribution of *Puccinia recondita* Robex Desm. CMI Map 226, 2nd. Edition.
- González Fragoso, R. (1924). Flora de la Península Ibérica. Uredinaceae. T I.– Género *Puccinia*. Museo Nacional de Ciencias Naturales, Madrid. 416 pp.
- González Fragoso, R. (1926). Las royas de los cereales. Publicación Estación Patología Vegetal 1: 41-48.
- Marín, J.P., Segarra, J., Almacellas, J. (1992). Enfermedades de los cereales en Cataluña en 1988-90. Investigación Agraria, Producción y Protección Vegetales 7: 261-275.

- Royo, C. (1982). Determinación de la herencia de la resistencia a roya de la hoja (*Puccinia recondita* Rob. ex Desm. f.sp. *tritici* Erikss. & Henn.) en dos líneas de trigo duro (*Triticum turgidum* L. var. *durum*). Anales del Instituto Nacional de Investigaciones Agrarias, Agrícola 21: 109-125.
- Salazar, J., Brañas, M. (1973). Physiologic races of *Puccinia recondita* f. sp. *tritici* detected in Spain, years 1968-71. Cereal Rusts Bulletin 1: 28-29.

Puccinia sorghi Schwein Roya

Sinónimos: *Puccinia graminis* Pers.

Taxonomía: Reino Fungi, Filo Basidiomycota (División Eumycota, Subdivisión Basidiomycotina, Clase Urediniomycetes).

Descripción: Es una roya heteroica y macrocíclica. Los espermogonios se agrupan en áreas de 0,5 mm en la superficie de la hoja. Los ecios, que aparecen únicamente en la parte inferior de la hoja, llevan eciosporas esféricas a elipsoidales, hialinas y de 15-24 μm de diámetro. Los uredios se forman en ambos lados de la hoja. Las urediosporas son esféricas a elipsoidales, de color ámbar y de 24-29 x 22-29 μm . Los telios, también en ambos lados de la hoja, son de color negro. Las teliosporas son elipsoides o cilíndricas, de color pardo claro y miden 35-50 x 16-23 μm . Forma espermogonios y ecios sobre *Oxalis* y uredinios y telios sobre maíz. Existen distintos patotipos según su acción sobre las distintas líneas de maíz.

Huéspedes: Maíz, *Oxalis* spp.

Sintomatología: Las superficies foliares aparecen cubiertas por pústulas de color dorado a pardo rojizo. Son los uredinios, que también pueden cubrir la mazorca y las brácteas florales. Las pústulas se abren, liberando las urediniosporas amarillentas. Los telios aparecen como manchas negras bajo la epidermis. Secan las hojas y pueden impedir la formación de la mazorca.

Referencias:

- Commonwealth Mycological Institute (CMI). (1969). Distribution of *Puccinia sorghi* Schw. CMI Map 279, 3rd. Edition.
- González Fragoso, R. (1924). Flora de la Península Ibérica. Uredinaceae. T I.– Género *Puccinia*. Museo Nacional de Ciencias Naturales, Madrid.
- Losa España, D.M. (1942). Aportación al estudio de la flora micológica española. Anales del Jardín Botánico de Madrid 2: 87-142.

Puccinia striiformis Westend. Roya amarilla

Sinónimos: *Puccinia glumarum* Eriks & Henn.; *P. tritici* Orsted.

Taxonomía: Reino Fungi, Filo Basidiomycota (División Eumycota, Subdivisión Basidiomycotina, Clase Urediniomycetes).

Descripción: Es una roya autoica y macrocíclica. Los uredios anfígenos forman líneas amarillas en las áreas infectadas de hasta 70 mm. Las urediosporas son de forma globosa a elipsoide, con el interior color naranja y la pared hialina; miden 25-30 x 12-24 μm . Los telios hipofilos se agrupan en líneas y tienen 8-10 poros esparcidos indistintamente. Las teliosporas son de forma cónica truncada, con la pared de color marrón, pedicelo corto y ligeramente coloreado; miden 30-70 x 16-24 μm .

Huéspedes: Cebada, centeno, triticale, trigo, gramíneas pratenses.

Sintomatología: En las hojas jóvenes da lugar a manchas grandes, mientras que en las adultas forma un línea amarilla longitudinal entre las venas. Aparece fundamentalmente en las hojas (ambas superficies), pero puede afectar en ocasiones al pedúnculo y al resto de las partes aéreas.

Referencias:

- Benlloch, M. (1949). Observaciones fitopatológicas en 1948. Boletín Patología Vegetal y Entomología Agrícola 16: 203-242.
- Commonwealth Mycological Institute (CMI). (1971). Distribution of *Puccinia striiformis* Westend. CMI Map 97, 3rd. Edition.
- González Frago, R. (1924). Flora de la Península Ibérica. Uredinaceae. T I.– Género *Puccinia*. Museo Nacional de Ciencias Naturales, Madrid.
- Nagarajan, S., Kranz, J., Saari, E., Seiboldt, G., Stubbs, R.W., Zadoks, J.C. (1984). An analysis of the 1978 epidemic of yellow rust on wheat in Andalucía, Spain. Zeitschrift-fur-Pflanzenkrankheiten-und-Pflanzenschutz 91: 159-170.

***Pyrenochaeta lycopersici* Schneider & Gerlach**

Acorchamiento de raíces

Taxonomía: Reino Fungi, Hongos Mitospóricos (División Eumycota, Subdivisión Deuteromycotina, Clase Coelomycetes).

Descripción: Ataca a las raíces, en las cuales no fructifica. El aislamiento en medio de cultivo agar patata dextrosa por las técnicas habituales sólo produce un micelio estéril, al que se puede inducir la esporulación mediante la técnica de Clerjeau, consistente en depositar trozos de micelio del hongo sobre raicillas de plántulas de tomate recién germinadas. Tras dos semanas bajo luz fluorescente se pueden apreciar los picnidios, con setas pequeñas alrededor del ostiolo papilado. Las esporas que salen de los picnidios son de pequeño tamaño (4,5-8 x 1,5-2 μm), unicelulares, hialinas, elípticas y bigutuladas.

Huéspedes: Tomate, principalmente. También se ha citado sobre lechuga, pimiento, berenjena, tabaco, melón y fresa.

Sintomatología: Inicialmente se observa un amarilleo progresivo de la planta, sin que se aprecien daños en la parte aérea ni en el sistema vascular. Las plantas tienden a deprimirse en horas de máximo calor, como si les faltara agua. Posteriormente, cuando las raíces de las plantas afectadas son arrancadas, muestran color marrón y arrugamientos longitudinales que les confiere un aspecto como de "corcho".

Referencias:

- Berra Lertxundi, D. (1999). *Pyrenochaeta lycopersici* Schneider y Gerlach. Acorchamiento de raíces. Fichas de diagnóstico en laboratorio de organismos nocivos de los vegetales. Ficha 138. MAPA. Madrid.
- Clerjeau, M. (1973). Méthode rapide de contamination des jeunes plantules de tomate par *Pyrenochaeta lycopersici* Schneider & Gerlach. Ann. Phytopathol. 5 (2): 143-150.
- Punithalingam, E., Holiday, P. (1973). *Pyrenochaeta lycopersici*. CMI Descriptions of Pathogenic Fungi and Bacteria, nº 398.

***Pyrenochaeta terrestris* (Hansen) Gorenz, Walter & Larson** **Enfermedad de las raíces rosas**

Sinónimos: *Phoma terrestris* Hansen.

Taxonomía: Reino Fungi, Hongos Mitospóricos (División Eumycota, Subdivisión Deuteromycotina, Clase Coelomycetes).

Descripción: Presencia de picnidios con setas de 60-180 μm alrededor del ostiolo; picnidios de forma variable, a veces con más de un ostiolo. Las conidias que salen de los picnidios son de pequeño tamaño, unicelulares, hialinas, elípticas y bigutuladas, de 4-7 x 1,5-2 μm .

Huéspedes: Parasita raíces de numerosas especies del género *Allium*, como ajo, cebolla y puerro; además coloniza raíces de numerosas plantas, como maíz, tomate, soja, cereales, cucurbitáceas, etc., como saprofito o patógeno de debilidad.

Sintomatología: Las plantas afectadas presentan reducción del crecimiento a causa de la muerte progresiva de las raíces parasitadas; éstas adquieren un color rosa-rojizo debido a que el hongo segrega pigmentos rojizos. Esta coloración de las raíces es un buen síntoma indicativo de la presencia de la enfermedad.

Referencias:

- Berra Lertxundi, D. (2002). *Pyrenochaeta terrestris* (Hansen) Gorenz *et al.* Enfermedad de las raíces rosas. Fichas de diagnóstico en laboratorio de organismos nocivos de los vegetales. Ficha 196. MAPA. Madrid.
- Punithalingam, E., Holiday, P. (1973). *Pyrenochaeta terrestris*. CMI Descriptions of Pathogenic Fungi and Bacteria, nº 397.

***Pyrenophora avenae* Ito & Kuribayashi apud Ito
[Anamorfo: *Drechslera avenae* (Eidam) Scharif.]**

Sinónimos: Del anamorfo: *Helminthosporium avenae* Eidam.

Taxonomía: Reino Fungi, Filo Ascomycota (División Eumycota, Subdivisión Ascomycotina, Clase Loculoascomycetes).

Descripción: Conidióforos solitarios o en grupos de 2-4, más o menos cilíndricos, rectos o flexuosos, a menudo geniculados, de color marrón, lisos, de más de 350 µm de longitud y 8-11 µm de anchura. Conidias solitarias, ocasionalmente en cadenas, rectas, cilíndricas, de color pálido amarillento a marrón verdoso, lisas, con 1-9 pseudoseptos, de 30-170 x 11-22 µm.

Huéspedes: Avena.

Sintomatología: Manchas en hojas y marchitez de plántulas.

Referencias:

- Ellis, M. B., Waller, J. M. (1973). *Pyrenophora avenae*. CMI Descriptions of Pathogenic Fungi and Bacteria N° 389.
- Marín Sánchez, J. P., Jiménez Díaz, R. (1983). Nota sobre hongos fitopatógenos que afectan a cultivos de cereales en Andalucía occidental. Jornadas sobre Patología Vegetal. Resúmenes de las Comunicaciones presentadas a la IV, V y VI Reuniones Anuales del Grupo Especializado de Fitopatología Microbiana de la Sociedad Española de Microbiología: 66-68. Monografías INIA n° 48.

***Pyrenophora teres* Drechsler**
[Anamorfo: *Drechslera teres* (Sacc.) Shoem]
Seca reticulada de la cebada

Sinónimos: Del anamorfo: *Helminthosporium hordei* Eidam, *H. teres* Sacc.

Taxonomía: Reino Fungi, Filo Ascomycota (División Eumycota, Subdivisión Ascomycotina, Clase Loculoascomycetes).

Descripción: Teleomorfo: pseudotecios, al principio subepidérmicos y luego erumpentes, semiglobosos al principio y con forma de botella en la madurez, con uno o más picos ostiolares cortos. Ascas de 430-460 x 200-300 µm, hialinas, aclavadas o cilíndricas, con ápices redondeados, contienen de 2-8, normalmente 8 ascosporas. Ascosporas elipsoidales u ovals, amarillentas, con tres a cinco septos transversales y uno longitudinal, que siempre aparece en una de las células centrales, con constricciones en los septos. Anamorfo: conidióforos de color pardo claro, aislados o en grupos de 2 ó 3. conidias producidas en los extremos de proliferaciones laterales sucesivas de los conidióforos; miden 10-25 x 40-160 µm y son cilíndricas, de extremos redondeados, con la célula basal a menudo dilatada, subhialinas a pajizas, lisas y con 2-7 septos transversales. También produce en la naturaleza, sobre hojas y paja, o en cultivo, picnidios de 60-170 µm, globosos con ostiolo corto que producen conidias hialinas, no septadas, elipsoidales o esféricas y en la madurez se exudan en una matriz mucilagínosa que aparece como una pequeña gota blanca o gris en el extremo del picnidio.

Huéspedes: Cebada.

Sintomatología: Tiene dos formas de presentarse. La forma causante de la retícula comienza causando estrías necróticas longitudinales y transversales oscuras. Los tejidos adyacentes sufren clorosis. La forma causante de manchas causa lesiones elípticas sobre las hojas y vainas, de color pardo oscuro, rodeada de una zona clorótica que llega a marchitar toda la hoja. Sobre el grano se forma una coloración indefinida difícil de distinguir de otros patógenos.

Referencias:

- Commonwealth Mycological Institute (CMI). (1968). *Distribution of Pyrenophora teres* Dreschl. CMI Map 364, 2nd. Edition.
- Ellis, M. B., Waller, J. M. (1973). *Pyrenophora teres*. CMI Descriptions of Pathogenic Fungi and Bacteria n° 390.

- Marín, J.P. (1985). Micosis del trigo en Andalucía Occidental. Anales del Instituto Nacional de Investigaciones Agrarias, Agrícola 7: 382-386.
- Marín, J.P., Segarra, J., Almacellas, J. (1992). Enfermedades de los cereales en Cataluña en 1988-90. Investigación Agraria, Producción y Protección Vegetales 7: 261-275.
- Santiago-Merino, R. (1999). *Pyrenophora teres* Drechsler. Helmintosporiosis. Fichas de diagnóstico en laboratorio de organismos nocivos de los vegetales. Ficha 139. MAPA.
- Segarra, J., Marín, J.P., Almacellas, J. (1993). Micosis de la cebada en Cataluña durante el periodo 1988-90. Investigación Agraria, Producción y Protección Vegetales 8: 457-467.

***Pyrenophora tritici-repentis* (Died.) Drechsler**
[Anamorfo: *Drechslera tritici-repentis* (Died.) Shoem.]

Sinónimos: Del teleomorfo: *P. sarcocystis* (Berk & M. A. Curtis) Ravenel, *P. trichostoma* (Fr.) Fuckel. Del anamorfo: *D. tritici-vulgaris* Nisikado, *Helminthosporium tritici-repentis* Diedicke, *H. tritici-vulgaris* Nisikado.

Taxonomía: Reino Fungi, Filo Ascomycota (División Eumycota, Subdivisión Ascomycotina, Clase Loculoascomycetes).

Descripción: Teleomorfo: pseudotecios globosos, inmersos al principio y luego erumpentes, de color marrón negruzco. Ascas fusiformes, redondeadas en el ápice y pediceladas en la base, conteniendo ocho ascosporas. Ascosporas ovoides, pluriseptadas y de color marrón. Anamorfo: conidióforos de color marrón, superficie lisa y de una longitud media de 250 µm, rectos o flexuosos, algunas veces doblados, cilíndricos y, normalmente, hinchados en la base, que emergen por los estomas o entre las células epidérmicas. Conidias de 80-250 x 14-20 µm, solitarias, rectas o ligeramente curvadas, cilíndricas, redondeadas en el ápice, con 5-7 pseudoseptos en los que se producen constricciones en la madurez.

Huéspedes: Trigo, gramíneas pratenses.

Sintomatología: Causa lesiones foliares de color amarillo, principalmente en trigo. Se transmite por semilla y por medio de los rastrojos que permanecen en el suelo, siendo más frecuente, por tanto, cuando se usan técnicas de laboreo mínimo.

Referencias:

- Commonwealth Mycological Institute (CMI). (1992). Distribution of *Pyrenophora tritici-repentis* (Died.) Drechsler. CMI Map 639, 1st edition.
- Ellis, M. B., Waller, J. M. (1976). *Pyrenophora tritici-repentis*. CMI Descriptions of Pathogenic Fungi and Bacteria n° 494.
- Marín, J.P. (1985). Micosis del trigo en Andalucía Occidental. Anales del Instituto Nacional de Investigaciones Agrarias, Agrícola 7: 382-386.
- Montes, F., Páez, J. I., Vega, J. M., Duhart (1999). *Pyrenophora tritici-repentis* (Died.) Drechsler. Mancha amarilla del trigo. Fichas de diagnóstico en laboratorio de organismos nocivos de los vegetales. Ficha 140. MAPA.

***Pythium aphanidermatum* (Edson) Fitzp. Caída de plántulas y necrosis radicular**

Sinónimos: *Rheosporangium aphanidermatum* Edson. *Nematosporangium aphanidermatum* (Edson) Fitzp.

Taxonomía: Reino Chromista Filo Oomycota (División Eumycota, Subdivisión Mastigomycotina, Clase Oomycetes).

Descripción: Los esporangios, que parecen hifas hinchadas y ramificadas de tamaño variable, descargan sus contenidos en unas vesículas esféricas en las que maduran las zoosporas antes de su dispersión en el agua. Oogonios de 19-29 μm , terminales, globosos, lisos y abundantes en el cultivo. Anteridios normalmente intercalares, a veces terminales, en forma de saco, paraginos. Oosporas apleróticas lisas, de unos 17,5 μm de diámetro

Huéspedes: Amplio rango de huéspedes: flor de Pascua, maíz, tabaco, etc.; sin embargo, algunos cultivos son más susceptibles, especialmente en estado de plántula, por ejemplo remolacha, melón, judía, etc.

Sintomatología: En semilleros se pueden apreciar numerosas marras por muerte de plántulas en preemergencia; tras la emergencia, podredumbres húmedas que provocan la caída de plántulas. En plantas adultas se aprecian retrasos en el crecimiento con marchitez progresiva y enrollamiento de hojas hacia el haz, defoliación y muerte rápida de la planta. En raíz, pardeamiento generalizado y destrucción de la corteza.

Referencias:

- Santiago Merino, R. (1996). *Pythium aphanidermatum* (Edson) Fitzp. Caída de plántulas y necrosis radicular. Fichas de diagnóstico en laboratorio de organismos nocivos de los vegetales. Ficha 67. MAPA. Madrid.
- Waterhouse, G.M., Waterston, J. M. (1964). *Pythium aphanidermatum*. CMI. Descriptions of Pathogenic Fungi and Bacteria, nº 36.

Pythium intermedium de Bary

Sinónimos: *Artrotogus intermedius* (de Bary) Atkinson.

Taxonomía: Reino Chromista, Filo Oomycota (División Eumycota, Subdivisión Mastigomycotina, Clase Oomycetes).

Descripción: Heterotálico. Oogonios intercalares o terminales, de 18-27 μm de diámetro, de pared delgada y lisa. Anteridios diclinos. Oosporas de 13-22 μm de diámetro, con paredes de 1-2 μm de espesor; a veces dos oosporas por oogonio. Hifas de más de 7 μm de anchura. No produce esporangios ni zoosporas. Hinchamientos hifales abundantes, de unas 25 μm o más, terminales y, a veces, también intercalares, a menudo formando cadenas densas y regulares, formados en sucesión basipétala en los ápices hifales.

Huéspedes: *Cupressus arizonica* L.

Sintomatología: Provoca una mortalidad cifrada entre 70 y 90% en postemergencia de plántulas de esta especie.

Referencias:

- Tello, M.L., Mateo-Sagasta, E. (1983). Tres especies de *Pythium* patógenas en nascencia de *Cupressus arizonica* L. ornamental. Resúmenes de las Comunicaciones presentadas a la IV, V y VI Reuniones Anuales del Grupo Especializado de Fitopatología Microbiana de la Sociedad Española de Microbiología: 56. Monografías INIA n° 48.
- Van der Plaats-Niterink, A. J. (1981). Monograph of the genus *Pythium*. Studies in Mycology 21. CBS. 242 pp.

Pythium irregulare Buis

Sinónimos: *Pythium dactyliferum* Drechs. apud Rands, *Pythium fabae* G. Cheney, *Pythium polymorphon* Sideris.

Taxonomía: Reino Chromista, Filo Oomycota (División Eumycota, Subdivisión Mastigomycotina, Clase Oomycetes).

Descripción: Oogonios globosos a limoniformes de 15-25 µm de diámetro, generalmente intercalares, lisos. Anteridios monoclinos, 1-2 por oogonio. Oosporas apleróticas, de 14-25 µm de diámetro, con paredes de 1-1,5 µm de espesor. Esporangios globosos, terminales o intercalares, de 10-20 µm de diámetro. Hinchamientos hifales terminales e intercalares, de forma variable y de más de 25 µm de diámetro.

Huéspedes: Olivo.

Sintomatología: Necrosis de raicillas en plantas jóvenes que causan mortalidad en viveros.

Referencias:

- Sánchez, J., Sánchez-Cara, J., Gallego, E. (2000). Suitability of ten plant baits for the rapid detection of pathogenic *Pythium* species in hydroponic crops. *European Journal of Plant Pathology* 106: 209-214.
- Sánchez-Hernández, M. E., Ruiz-Dávila, A., Trapero-Casas, A. (1997). First report of *Phytophthora megasperma* and *Pythium irregulare* as olive tree root pathogens. *Plant Disease* 81: 1216.
- Van der Plaats-Niterink, A. J. (1981). Monograph of the genus *Pythium*. *Studies in Mycology* 21. CBS. 242 pp.

Pythium paroecandrum Dreschler

Taxonomía: Reino Chromista, Filo Oomycota (División Eumycota, Subdivisión Mastigomycotina, Clase Oomycetes).

Descripción: Oogonios generalmente intercalares, subglobosos, de 14-27 μm , a menudo en cadenas. Anteridios en número de 1-2 por oogonio, monoclinos o diclinos. Oosporas apleróticas, de 13-23 μm de diámetro, de pared lisa y de 1-1,5 μm de grosor. Esporangios subglobosos o elipsoides, intercalares o terminales, de 12-33 μm de diámetro.

Huéspedes: *Cupressus arizonica* L.

Sintomatología: Provoca una mortalidad cifrada entre 70 y 90% en postemergencia de plántulas de esta especie.

Referencias:

- Tello, M.L., Mateo-Sagasta, E. (1983). Tres especies de *Pythium* patógenas en nascencia de *Cupressus arizonica* L. ornamental. Resúmenes de las Comunicaciones presentadas a la IV, V y VI Reuniones Anuales del Grupo Especializado de Fitopatología Microbiana de la Sociedad Española de Microbiología: 56. Monografías INIA n° 48.
- Van der Plaats-Niterink, A. J. (1981). Monograph of the genus *Pythium*. Studies in Mycology 21. CBS. 242 pp.

Pythium ultimum Trow

Taxonomía: Reino Chromista, Filo Oomycota (División Eumycota, Subdivisión Mastigomycotina, Clase Oomycetes).

Descripción: Van der Plaats-Niterink (1981) distingue dos variedades dentro de esta especie: *P. ultimum* Trow var. *ultimum* y *P. ultimum* var. *sporangiferum* Drechsler. Atendiendo a este autor, las descripciones de estas dos variedades son las siguientes:—*P. ultimum* var. *ultimum*. No suele formar esporangios. Hinchamientos hifales globosos, de 20-29 µm de diámetro, intercalares y, a veces, terminales. Oogonios terminales, a veces intercalares, globosos, de 14-25 µm de diámetro, de pared lisa. Anteridios en forma de saco, en número de 1-3 por oogonio. Oosporas apeleróticas, globosas, de 12-21 µm de diámetro.—*P. ultimum* var. *sporangiferum*. Los esporangios se producen fácilmente; son subglobosos, intercalares y terminales, de 23-32 µm de diámetro, con uno o a veces dos tubos de descarga. Las zoosporas se liberan fácilmente a 20°C. Oogonios globosos, de 15-26 µm de diámetro, lisos, generalmente terminales. Anteridios y oosporas como en la var. *ultimum*.

Huéspedes: Algodón, garbanzo, pepino, remolacha, tabaco.

Sintomatología: Si el ataque es en preemergencia se produce la muerte de la plántula. En postemergencia se produce el colapso de la plántula por ataque al cuello. Las plántulas infectadas suelen presentar lesiones húmedas e hidróticas. Puede causar necrosis en las raíces produciendo retrasos en el crecimiento y disminución de la producción.

Referencias:

- Commonwealth Mycological Institute. (CMI). (1972). Distribution of *Pythium debaryanum* Hesse. CMI Map 208, 3rd. edition.
- Izquierdo-Tamayo, A., Durán-Grande, M. (1969). Enfermedades y plagas del tabaco en España. Boletín Patología Vegetal y Entomología Agrícola 30: 155-214
- Melero-Vara, J.M., Jiménez-Díaz, R.M. (1990). Etiology, incidence, and distribution of cotton seedling damping-off in Southern Spain. Plant Disease 74: 597-600.
- Trapero-Casas, A., Kaiser, W.J., Ingram, D.M. (1990). Control of *Pythium* seed rot and preemergence damping-off of chickpea in the U.S. Pacific Northwest and Spain. Plant Disease 74: 563-569.
- Van der Plaats-Niterink, A.J. (1981). Monograph of the genus *Pythium*. Studies in Mycology 21. CBS. 242 pp.

Ramularia cynarae Sacc.

Taxonomía: Reino Fungi, Hongos Mitospóricos (División Eumycota, Subdivisión Deuteromycotina, Clase Hyphomycetes).

Descripción: Los conidióforos, erumpentes a través de la apertura estromática, son hialinos y poco ramificados. Las conidias, acrógenas, están dispuestas en cadena, tienen forma oval-alargada con los extremos redondeados, son uni o biseptadas y miden 20-25 x 3-4 μm .

Huéspedes: Alcachofa.

Sintomatología: Causa manchas de color gris ceniza en el envés de las hojas y marrón en el haz. Las lesiones acaban siendo necróticas. No produce daños de consideración.

Referencias:

- Unamuno, L.M. (1942). Contribución al estudio de los hongos microscópicos de la provincia de Cuenca. Anales del Jardín Botánico de Madrid 2: 7-86.

***Ramularia vallisumbrosae* Cavara**

Taxonomía: Reino Fungi, Hongos Mitospóricos (División Eumycota, Subdivisión Deuteromycotina. Clase Hyphomycetes).

Descripción: Forma tres tipos de esporas: a) conidias sobre las hojas como masas pulverulentas blancas, 1-3 septadas de 14-44 x 4 µm; b) picnidios esféricos de 55-75 µm de diámetro que contienen esporas unicelulares de 3 x 1 µm y c) esporas 3-7 septadas, de 40-85 x 2,5-3,5 µm, que se forman en cuerpos esclerociales de 75-150 µm de diámetro.

Huéspedes: *Chrysanthemum* spp., *Geranium* spp., *Hyacinthus* spp., *Narcissus* spp., *Tulipa* spp.

Sintomatología: Causa estrías de color verde grisáceo o amarillentas en los tallos y hojas. Con el tiempo las lesiones se van oscureciendo. En condiciones de humedad se forma una masa de esporas blanca.

Referencias:

- Commonwealth Mycological Institute (CMI). (1971). Distribution of *Ramularia vallisumbrosae* Cav. CMI Map 228, 2nd. Edition.
- Rivero, J.M. del (1969). Enfermedades criptogámicas en flores y ornamentales. Anales del Instituto Nacional de Investigaciones Agrarias 18: 169-190.

Rhabdocline pseudotsugae Sydow

Taxonomía: Reino Fungi, Filo Ascomycota (División Eumycota, Subdivisión Ascomycotina, Clase Discomycetes).

Descripción: Apotecios embebidos en manchas marrones de las acículas, apareciendo principalmente en su cara adaxial, redondeados o elípticos, de unas 1000 µm de longitud. Ascas unitunicadas, aclavadas, de 110 x 16-22 µm, que contienen ocho ascosporas alineadas en dos series. Ascosporas al principio elípticas, hialinas, aseptadas, que posteriormente presentan un tabique, toman forma asimétrica a oval, con la célula apical de color marrón a marrón oscuro y célula basal hialina o de un marrón muy claro, de 13-19 x 5-8 µm, rodeadas de una cubierta gelatinosa.

Huéspedes: Abeto Douglas (*Pseudotsuga menziesii*).

Sintomatología: Inicialmente aparecen pequeños moteados cloróticos en las hojas; posteriormente las acículas adquieren una tonalidad pardo-rojiza y con infecciones graves el árbol aparece con gran parte de la copa seca. El hongo fructifica sobre las acículas parcialmente verdes y por ambas caras. Después de la nueva brotación se produce la caída de las acículas infectadas de los años anteriores, por lo que, con infecciones graves, las copas sólo presentan las acículas del año en curso.

Referencias:

- Millar, C. S. and Minter, D. W. (1980). *Rhabdocline pseudotsugae* ssp. *pseudotsugae*. CMI Description of Pathogenic Fungi and Bacteria N° 651.
- Muñoz López, C., Pérez Fortea, V., Cobos Suárez, P., Hernández Alonso, R., Sánchez Peña, G. (2003). Sanidad Forestal. Guía en imágenes de plagas, enfermedades y otros agentes presentes en los montes. Ed. Mundi-Prensa, Madrid, 576 pp.

***Rhizopus oryzae* Went & Prinsen Geerligs**

Podredumbre blanda o cocido de la remolacha azucarera

Sinónimos: Un total de 63 sinónimos, pertenecientes a los géneros *Mucor* y *Rhizopus*.

Taxonomía: Reino Fungi, Filo Zygomycota (División Eumycota, Subdivisión Zygomycotina, Clase Zygomycetes).

Descripción: Colonias de crecimiento muy rápido, marrón grisáceas pálidas. Estolones hialinos, de 15-25 μm de ancho, con rizoides en los extremos de 4-6 brazos, de 150-250 μm de largo y 1-5 esporangióforos; otros esporangióforos salen directamente de los estolones o de las hifas aéreas. Esporangióforos de 1-2,5 mm de longitud, 14-24 μm de anchura, marrón amarillentos a marrón oscuro. Esporangios de 50-300 μm de diámetro, gris marrones a negros. Columelas más o menos globosas, colapsándose pronto una vez se han liberado las esporangiosporas. Éstas son bicónicas a subglobosas, de 5-8 μm de longitud. Clamidosporas presentes, saliendo de forma aislada o en cadenas cortas, globosas a ovales, de paredes finas, hialinas, de 10-35 μm .

Huéspedes: Remolacha azucarera.

Sintomatología: Esta enfermedad se caracteriza por la aparición en la raíz principal, en la zona de inserción de los peciolo, de lesiones marrón-grisáceas. Según avanza la enfermedad desde la corona hacia abajo, tanto superficial como internamente, el tejido se vuelve marrón y esponjoso. En la superficie de la raíz aparece un micelio primero blanco y luego oscuro. Aparece también un fluido espumoso de olor vinoso.

Referencias:

- Lunn, J. A. (1977). *Rhizopus oryzae*. CMI Descriptions of Pathogenic Fungi and Bacteria N° 525.
- Ramírez de Lara, M.C. (1998). *Rhizopus arrhizus* Fisher: agente causal de la podredumbre blanda de la remolacha azucarera de la zona sur. Resúmenes IX Congreso Nacional de la Sociedad Española de Fitopatología: 126. Salamanca.

***Rhizopus stolonifer* (Ehrenb.) Lind**

Sinónimos: *Mucor niger* Gedoelst, *M. stolonifer* Ehrenb., *R. nigricans* Ehrenb., *R. niger* Ciaglinski & Hewelke, *R. artocarp*i Raciborski.

Taxonomía: Reino Fungi, Filo Zygomycota (División Eumycota, Subdivisión Zygomycotina, Clase Zygomycetes)

Descripción: Zigosporas globosas, de 103-108 µm de diámetro, de color marrón oscuro y de pared gruesa e irregular. Esporangióforos aseptados, de color marrón claro y sin ramificar, de unas 34 µm de diámetro y de 1000-3500 µm de longitud. Esporangios globosos con la base aplanada, de color blanco al principio, después negro. Esporangiosporas no flageladas, redondeadas, de color marrón oscuro y de 8-20 µm de diámetro.

Huéspedes: Muy polífago.

Sintomatología: Causa una podredumbre blanda, húmeda y de color marrón pálido en los frutos de muchos vegetales. Penetra en el huésped a través de heridas y se desarrolla preferentemente en frutos maduros.

Referencias:

- Hernández-Hernández, J.M., Sala-Tamayo, L. (1989). Trials for the control of post-harvest rots (*Rhizopus stolonifer*) of papaya in the Canary Islands. *Acta Horticulturae* 258: 317-320.
- Lunn, J. A. (1977). *Rhizopus stolonifer*. CMI Descriptions of Pathogenic Fungi and Bacteria n° 524.
- Usall, J., Viñas, I. (2000). Podredumbre causada por *Rhizopus*. En “Montesinos, E. et al. (edit.): Enfermedades de los frutales de pepita y hueso”: 92-94. Mundi- Prensa-SEF. 147 pp.

***Rhizopycnis vagum* D. F. Farr**

Taxonomía: Reino Fungi, Hongos Mitospóricos (División Eumycota, Subdivisión Deuteromycotina, Clase Coelomycetes).

Descripción: Picnidios esféricos, superficiales o parcialmente inmersos en el material vegetal, de 170-480 μm de diámetro, solitarios o agregados, presentando habitualmente un ostiolo con papila de longitud variable. Conidias cilíndricas a fusiformes, con el ápice redondeado y la base obtusa o truncada, al principio hialinas y con una pigmentación oscura en su madurez, de 16-28 x 4-6,9 μm .

Huéspedes: Melón (*Cucumis melo*), sandía (*Citrullus lanatus*) e híbridos de *Cucurbita* utilizados para la producción de sandía.

Sintomatología: Se trata de uno de los hongos asociados al colapso de cucurbitáceas, que provoca el decaimiento y muerte de las plantas cuando los frutos están próximos a la madurez. Entre los síntomas principales en raíces cabe destacar coloraciones rosadas y acorchamientos en raíces principales y necrosis de raíces secundarias.

Referencias:

- Armengol, J., Pellicer, I., Vicent, A., Sales, R., Bruton, B. D., García-Jiménez, J. (2000). *Rhizopycnis vagum* D. F. Farr, un nuevo coelomycete asociado a raíces de plantas de melón con síntomas de colapso en España. Boletín de Sanidad Vegetal Plagas 26: 103-112.
- Armengol, J., Vicent, A., Martínez-Culebras, P., Bruton, B.D., García Jiménez, J. (2003). Identification, occurrence and pathogenicity of *Rhizopycnis vagum* on muskmelon in Spain. Plant Pathology 52, 68-73.
- Farr, D. F., Miller, M. E., Bruton, B. D. (1998). *Rhizopycnis vagum* gen. et sp. nov., a new coelomycetous fungus from roots of melons and sugarcane. Mycologia 90: 290-296.

Rhizosphaera kalkhoffii Bubák

Sinónimos: *Phoma pini* (Desm.) Sacc., *Rhizophoma pini* (Desm.) Petr. & Syd., *Sclerophoma pini* (Desm.) Höhn., *Sphaeropsis pini* Desm.

Taxonomía: Reino Fungi, Hongos Mitospóricos (División Eumycota, Subdivisión Deuteromycotina, Clase Coleomycetes).

Descripción: Los picnidios emergen de las aberturas estomáticas de las acículas; aparecen alineados en varias filas a lo largo de la acícula y son más o menos esféricos, de 45-75 x 30-85 μm , de color marrón oscuro a negro, lisos y sin ostiolo. Conidias hialinas, aseptadas, lisas, elípticas a ovoides, con ambos extremos redondeados, de 4,5-8,6 x 2,5-4,6 μm .

Huéspedes: *Abies*, *Pinus* y *Pseudotsuga*.

Sintomatología: El hongo puede causar defoliaciones fuertes en árboles jóvenes y en viveros, siendo menos importante su efecto en pies adultos. Lo más característico son los pequeños cuerpos de fructificación, de color negro, que se desarrollan sobre cada una de las aberturas estomáticas y por encima de la superficie de la acícula cuando aún está verde. Las infecciones progresan desde las partes bajas de la copa hasta las superiores, y desde la base de las ramas hacia los extremos. Según la severidad de los daños, el atabacamiento se produce al final del primer año de la infección o durante el segundo, cayendo las acículas poco después de las decoloraciones.

Referencias:

- Diamandis, S., Minter, D. W. (1980). *Rhizosphaera kalkhoffii*. CMI Description of Pathogenic Fungi and Bacteria N° 656.
- Muñoz López, C., Pérez Fortea, V., Cobos Suárez, P., Hernández Alonso, R., Sánchez Peña, G. (2003). Sanidad Forestal. Guía en imágenes de plagas, enfermedades y otros agentes presentes en los montes. Ed. Mundi-Prensa, Madrid, 576 pp.

***Rhynchosporium secalis* (Oudem.) J. Davis**

Escaldado

Taxonomía: Reino Fungi, Hongos Mitospóricos (División Eumycota, Subdivisión Deuteromycotina, Clase Hyphomycetes).

Descripción: Se desarrolla bajo la cutícula del huésped, con un micelio hialino o gris pálido y con estromas compactos. Las conidias son sésiles, generadas por células de los estromas fértiles; son hialinas, cilíndricas a ovales, con un pico apical corto y miden 12-20 x 2-4 μm .

Huéspedes: Vallico, cebada, centeno.

Sintomatología: Ataca a hojas y vainas foliares, aunque también puede hacerlo a glumas y aristas. Forma lesiones lenticulares a menudo confluyentes. Suele comenzar como una lesión en la unión entre la hoja y la vaina causando la muerte de la primera. El área afectada es gris azulada y después gris pardo, con un borde oscuro, en cebada y no en centeno. Causa pérdidas importantes.

Referencias:

- Segarra, J., Marín, J.P., Almacellas, J. (1993). Micosis de la cebada en Cataluña durante el periodo 1988-90. *Investigación Agraria, Producción y Protección Vegetales* 8: 457-467.
- Smith, I.M., Dunez, J., Phillips, D.H., Lelliott, R.A., Archer, S.A. (1992). *Manual de enfermedades de las plantas*. Ediciones Mundi-Prensa, Madrid.

***Rhytisma acerinum* (Pers.) Fr.**
[Anamorfo: *Melasmia acerina* Lév.]

Sinónimos: Del teleomorfo: *Melanosorus acerinus* (Pers.) De Not., *Polystigma acerinum* (Pers.) Link, *Rhytisma pseudoplatani* Müll. Berol., *Xyloma acerinum* Pers., *X. girans* Wallr., *X. lacrymans* Wallr.

Taxonomía: Reino Fungi, Filo Ascomycota (División Eumycota, Subdivisión Ascomycotina, Clase Discomycetes).

Descripción: Teleomorfo: ascoma que se desarrolla directamente del conidioma, elíptico a oblongo-elíptico, de 500-1300 x 300-500 µm, elevado significativamente sobre la superficie del estroma y abriéndose por una hendidura longitudinal que abarca los 2/3 a 3/4 de la longitud del ascoma. Ascas con maduración secuencial, cilíndricas, de 105-130 x 9-12 µm, de pared muy delgada y sin engrosamiento apical, con dehiscencia por medio de un pequeño agujero apical, con ocho ascosporas. Ascosporas cilíndricas, que se estrechan hacia la base, de 60-80 x 1,5-2,5 µm, hialinas, aseptadas, con un apéndice gelatinoso de 2-4 µm de longitud. Anamorfo: conidioma sumergido, al principio discreto y posteriormente agregándose para formar uno o varios lóbulos, dehiscente por medio de muchos ostiolos de unos 5 µm de diámetro. Conidias hialinas, cilíndricas, aseptadas, de 6-10 x 1 µm, lisas, de pared delgada, que probablemente funcionan como espermacios.

Huéspedes: Distintas especies de *Acer*, particularmente *A. pseudoplatanus*, *A. campestre*, *A. monspessulanum* y *A. opalus*.

Sintomatología: Manchas necróticas sobre el haz de las hojas, que se van extendiendo y sobre las cuales, poco tiempo después, se desarrollan grandes estromas, negros, brillantes y de superficie rugosa. Cada estroma crece y puede alcanzar los 20 mm de diámetro y termina sustituyendo los tejidos foliares. Los márgenes que los delimitan permanecen amarillos. Se producen defoliaciones precoces. Sólo las infecciones múltiples causan daños relevantes, siendo más sensibles los arces jóvenes.

Referencias:

- Cannon, P. F. and Minter, D. W. (1984). *Rhytisma acerinum*. CMI Description of Pathogenic Fungi and Bacteria N° 791.
- Muñoz López, C., Pérez Fortea, V., Cobos Suárez, P., Hernández Alonso, R., Sánchez Peña, G. (2003). Sanidad Forestal. Guía en imágenes de plagas, enfermedades y otros agentes presentes en los montes. Ed. Mundi-Prensa, Madrid, 576 pp.

***Rhytisma punctatum* (Pers.) Fr.**
[Anamorfo: *Melasmia punctata* (Sacc. & Roum)]

Sinónimos: Del teleomorfo: *Sphaeria subconfluens* Schwein., *Xyloma punctatum* Pers.

Taxonomía: Reino Fungi, Filo Ascomycota (División Eumycota, Subdivisión Ascomycotina, Clase Discomycetes).

Huéspedes: Distintas especies de *Acer*, especialmente *A. opalus*, *A. monspessulanum*, *A. campestre* y *A. pseudoplatanus*.

Sintomatología: Grandes áreas cloróticas sobre las hojas, sobre las cuales se producen estromas alquitranados, que son de pequeño tamaño y se distinguen de *Rhytisma acerinum* porque no confluyen y aparecen frecuentemente formando distribuciones en círculo. Son típicas las áreas de retención de clorofila que aparecen rodeando los estromas, en hojas con una avanzada clorosis y próximas a caer. Sólo cuando las lesiones necróticas son numerosas, las hojas se marchitan y caen prematuramente, ya que la evolución de los daños es lenta durante todo el periodo vegetativo, por lo que la salud del árbol no se ve comprometida.

Referencias:

- Muñoz López, C., Pérez Fortea, V., Cobos Suárez, P., Hernández Alonso, R., Sánchez Peña, G. (2003). Sanidad Forestal. Guía en imágenes de plagas, enfermedades y otros agentes presentes en los montes. Ed. Mundi-Prensa, Madrid, 576 pp.

***Rhytisma salicinum* (Pers.) Fr.**
[Anamorfo: *Melasmia salicina* Lév.]

Sinónimos: Del teleomorfo: *Xyloma salicinum* Pers., *X. leucocreas* DC.

Taxonomía: Reino Fungi, Filo Ascomycota (División Eumycota, Subdivisión Ascomycotina, Clase Discomycetes).

Descripción: Teleomorfo: apotecios erumpentes de color negro. Parafisos filiformes, incoloros y aseptados. Ascas aclavadas, estrechas, con el ápice ligeramente apuntado y con 8 ascosporas. Ascosporas filiformes a fusiformes, incoloras, aseptadas, de pared lisa, de 60-95 x 3-3,5 µm y suelen estar envueltas por una mucosidad de 0,5-1 µm de espesor. Anamorfo: estromas circulares de hasta 25 mm de diámetro, de color negro, rodeados de un halo marrón pálido de tejido muerto de la hoja. Los conidióforos se limitan a células simples que separan las células conidiógenas del tejido estromático. Conidias incoloras, aseptadas, de pared fina y lisa, de forma ovoide a elipsoide y de 2,5-3 x 1,5-2 µm.

Huéspedes: *Salix* spp.

Sintomatología: Forma manchas de color oscuro y de forma circular en el haz del limbo foliar que se corresponde con el anamorfo. Sobre ellas fructifican los apotecios, dando lugar a un mosaico foliar irregular de color oscuro.

Referencias:

- Minter, D.W. (1997). *Rhytisma salicinum*. CMI Descriptions of Fungi and Bacteria N° 1339.
- Muñoz López, C., Pérez Fortea, V., Cobos Suárez, P., Hernández Alonso, R., Sánchez Peña, G. (2003). Sanidad Forestal. Guía en imágenes de plagas, enfermedades y otros agentes presentes en los montes. Ed. Mundi-Prensa, Madrid, 576 pp.

***Rosellinia minor* (Höhnel) Francis**

Sinónimos: *R. andurnensis* var. *minor* Höhn.

Taxonomía: Reino Fungi, Filo Ascomycota (División Eumycota, Subdivisión Ascomycotina, Clase Pyrenomycetes).

Descripción: Ascas alargadas y cilíndricas (143-180 x 8,8-10 μm), con aparato apical muy desarrollado, que se tiñe de azul con yodo. Las ascas contienen 8 ascosporas oscuras y ovaladas (18,8-22,5 x 7,5-8,3 μm), con una hendidura germinativa característica más corta que la longitud total de la ascospora.

Huéspedes: Abetos (*Picea abies*).

Sintomatología: Seca de acículas y ramas que, aunque no causa la muerte del árbol, lo deprecia comercialmente, afectando a la rentabilidad del cultivo. Sobre las ramas afectadas aparece un micelio blanco-grisáceo que las recubre por completo, produciéndose una cierta defoliación. En su estado final toda la zona afectada queda recubierta por una densa placa miceliar más oscura, fuertemente adherida, y que mantiene pegadas las ramas adyacentes. En algunos casos sobre este micelio es posible observar las estructuras fructíferas del hongo, en forma de peritecios globosos de aproximadamente 1 mm de diámetro.

Referencias:

- Armengol, J., García- Jiménez, J. (1998). Seca de acículas y ramas de *Picea abies* (L.) H. Karst. causada por *Rosellinia minor*. Resúmenes IX Congreso Nacional de la Sociedad Española de Fitopatología: 113. Salamanca.
- Francis, S. M. (1986). Needle blights of conifers. Transactions of the British Mycological Society 87: 397-400.

***Rosellinia necatrix* Prill.**
[Anamorfo: *Dematophora necatrix* R. Hartig]

Sinónimos: Del teleomorfo: *Hypoxylon necatrix* (Berl. ex Prill.) P. M. D. Martin. Del anamorfo: *Pleurographium necator* (R. Hartig) Goid.

Taxonomía: Reino Fungi, Filo Ascomycota (División Eumycota, Subdivisión Ascomycotina, Clase Pyrenomycetes).

Descripción: Teleomorfo: se produce muy raramente en la naturaleza. Peritecios globosos y negros, densamente agrupados. Ascas cilíndricas que contienen ocho esporas. Ascosporas de color marrón oscuro, fusiformes, de 30-50 x 5-8 µm. Anamorfo: el micelio se caracteriza porque las células sufren una ligera dilatación en torno a los septos. Conidias producidas en sinemas, solitarias, hialinas a marrón pálido y de forma ovoide a elipsoide, de 3-4,5 x 2-2,5 µm.

Huéspedes: Arbustos de flor, cítricos, frutales de hueso y de pepita, olivo, ornamentales no arbustivas, vid.

Sintomatología: Causa podredumbre de cuello y raíz. Las zonas afectadas se cubren de un micelio lanoso. No coloniza tejidos lignificados. Causa la muerte progresiva y disminución de crecimiento de la planta que parasita. Puede causar una marchitez súbita de la planta en períodos de estrés hídrico.

Referencias:

- Beltrán Paredes, C. (2002). *Rosellinia necatrix* Prill. Podredumbre blanca de raíz. Fichas de diagnóstico en laboratorio de organismos nocivos de los vegetales. Ficha 198. MAPA.
- Benlloch, M. (1945). Clave para reconocer las plagas y enfermedades del olivo por sus síntomas externos. Publicación Estación Fitopatológica Agrícola de Madrid 16: 14 pp.
- Commonwealth Mycological Institute (CMI). (1965). Distribution of *Rosellinia necatrix* (Hartig.) Prill. CMI Map 306, 2nd. Edition.
- García-Jiménez, J., Busto, J., Vicent, A., Sales, R., Armengol, J. (1998). A tuber rot of *Cyperus esculentus* caused by *Rosellinia necatrix*. Plant Disease 82: 1281
- López-Herrera, C. J. (2000). Podredumbre blanca de la raíz causada por *Rosellinia necatrix*. En “Montesinos *et al.* (edit.) Enfermedades de los frutales de pepita y de hueso: 79-81“. SEF- Mundi-Prensa. 147 pp.

- Ruiz Castro, A. (1950). La lucha contra las enfermedades del viñedo en España. Boletín Patología Vegetal y Entomología Agrícola 18: 243-280.
- Sardiña, J.R. (1934). La podredumbre de la raíz de la viña. Boletín Patología Vegetal y Entomología Agrícola 7: 208-216.
- Sivanesan, A., Holliday, P. (1972). *Rosellinia necatrix*. CMI Descriptions of Pathogenic Fungi and Bacteria N° 352

***Sclerophthora macrospora* (Sacc.) Thirum., Shaw & Narasimhan Cabeza loca**

Sinónimos: *Sclerospora macrospora* Sacc.

Taxonomía: Reino Chromista, Filo Oomycota (División Eumycota, Subdivisión Mastigomycotina, Clase Oomycetes).

Descripción: El hongo puede formar esporangios que salen por los estomas, pero son muy raros de observar en maíz. Fructificación sexual en forma de oospora redonda, que posee una espesa pared doble. Las oosporas se forman abundantemente en los tejidos infectados.

Huéspedes: Está citado como patógeno de más de 140 gramíneas. Entre los cultivos destaca el maíz, aunque también puede afectar al trigo, arroz, cebada, avena, sorgo y muchas malas hierbas.

Sintomatología: Las plantas jóvenes de maíz enfermas muestran proliferación de tallos, con hojas cloróticas y estrechas, pero los síntomas más característicos son deformaciones de las inflorescencias, tanto masculina como femenina, con formación de filodios.

Referencias:

- Cambra, M., Bernal, I. (1996). *Sclerospora macrospora* (Sacc.) Thirum., Shaw y Narasimhan. Cabeza loca. Fichas de diagnóstico en laboratorio de organismos nocivos de los vegetales. Ficha 70. MAPA. Madrid.

Sclerospora graminicola (Sacc.) Schröter

Mildiu

Sinónimos: *Peronospora graminicola* Sacc., *P. setariae* Pass., *Protomyces graminicola* Sacc. *Sclerospora graminicola* var. *setariae-italicae* Traverso, *Sclerospora setariae-italicae* (Traverso) Cif. & Sousa da Câmara.

Taxonomía: Reino Chromista, Filo Oomycota (División Eumycota, Subdivisión Mastigomycotina, Clase Oomycetes).

Descripción: Esporangióforos hialinos y determinados en los que cada rama termina en un esterigma que soporta un único esporangio de 14-31 x 12-21 µm, elipsoide, poroso y más ancho en el ápice. Zoosporas biflageladas reniformes, de 9-12 µm. Oosporas de 30-50 µm de diámetro, de color marrón amarillento, con una pared gruesa y lisa.

Huéspedes: Mijo, setaria.

Sintomatología: El patógeno invade los puntos de crecimiento del hospedante, causando una infección sistémica. En las hojas comienza con un amarilleo y ligero rizado de los márgenes, extendiéndose desde las hojas basales hacia arriba. Posteriormente, con humedad, esporula en el envés tomando un color blanco. En ataques graves, la hoja llega a necrosarse.

Referencias:

- Commonwealth Mycological Institute. (CMI). (1967). Distribution of *Sclerospora graminicola* (Sacc.) Schroet. CMI Map 431, 1st. Edition.
- Francis, S. M., Williams, R. J. (1983). *Sclerospora graminicola*. CMI Descriptions of Pathogenic Fungi and Bacteria n° 770
- Losa España, M. (1954). Aportación al estudio de la flora micológica española. Anales del Jardín Botánico de Madrid 12: 265-297.

Sclerotinia minor Jagger

Sinónimos: *Sclerotinia intermedia* Ramsey.

Taxonomía: Reino Fungi, Filo Ascomycota (División Eumycota, Subdivisión Ascomycotina, Clase Discomycetes).

Descripción: Sobre los tejidos afectados se forma un micelio blanco y esclerocios negros redondeados de pequeño tamaño (0,5-2 mm).

Huéspedes: Girasol y un amplio rango de plantas hortícolas, entre las que destaca la lechuga.

Sintomatología: Podredumbres de raíz y parte basal del tallo.

Referencias:

- CABI/EPPO (2003). *Sclerotinia minor* Jagger. Distribution Maps of Plant Diseases n° 889.
- García-Morató, M. (1995). Plagas, enfermedades y fisiopatías del cultivo de la lechuga en la Comunidad Valenciana. Servicio de Transferencia de Tecnología Agraria. Generalitat Valenciana. 185 pp.
- Molinero-Ruiz, M.L., Melero-Vara, J.M. (2002). First report of stem rot and wilt of sunflower caused by *Sclerotinia minor* in Spain. Plant Disease 86: 697.

Sclerotinia sclerotiorum (Lib.) de Bary

Sinónimos: *Peziza sclerotiorum* Libert, *Sclerotinia libertiana* Fuckel, *Whetzelinia sclerotiorum* (Lib.) Korf & Dumont.

Taxonomía: Reino Fungi, Filo Ascomycota (División Eumycota, Subdivisión Ascomycotina, Clase Discomycetes).

Descripción: Forma esclerocios de germinación miceliogénica y carpogénica. Estos últimos dan lugar a apotecios en forma de copa, pardo amarillentos, de hasta 10 mm de diámetro, sobre un tallo cilíndrico liso que se origina del esclerocio. Las ascas son cilíndricas, clavadas, de hasta 130 x 10 µm y con 8 ascosporas elípticas y uniseriadas de 9-13 x 4-6,5 µm.

Huéspedes: Berenjena, col, girasol, judía, lechuga, tomate.

Sintomatología: Causa una podredumbre blanda progresiva de los tejidos blandos del huésped. Suele causar daños graves en tallos de las plantas herbáceas y en los órganos de almacenamiento de las hortalizas. También afecta a las hojas. En girasol, también puede llegar a afectar a los capítulos. Las lesiones externas son de color claro, sobre las que se desarrollarán esclerocios prominentes negros.

Referencias:

- Benlloch, M. (1949). Observaciones fitopatológicas en 1948. Boletín Patología Vegetal y Entomología Agrícola 16: 203-242.
- Mordue, J. E. M., Holliday, P. (1976). *Sclerotinia sclerotiorum*. CMI Descriptions of Pathogenic Fungi and Bacteria n° 513.
- Torés, J.A. (1990). In vitro variability of a number of characteristics of *Sclerotinia sclerotiorum*. Phytoparasitica 18: 321-329.
- Torés, J.A. (1994). Podredumbre blanca. *Sclerotinia sclerotiorum*. En “Díaz Ruiz, J. R. y García-Jiménez, J. (edit.). Enfermedades de las cucurbitáceas en España”: 56-58. Monografías de la SEF n° 1. 155 pp.
- Torés, J.A., Moreno, R. (1991). *Sclerotinia sclerotiorum*: epidemiological factors affecting infection of greenhouse aubergine crops. Journal of Phytopathology 132: 65-74.

Sclerotium cepivorum Berk. Podredumbre blanca

Taxonomía: Reino Fungi, Hongos Mitospóricos (División Eumycota, Subdivisión Deuteromycotina, Clase Hyphomycetes).

Descripción: Produce esclerocios de color negro casi esféricos de 0,2-0,5 mm de diámetro. En ocasiones produce masas estromáticas de forma irregular. También tiene un estado espermacial fialídico, pero no existe mecanismo sexual ni estado conídico.

Huéspedes: Ajo, *Allium fistulosum*, *Allium ascalonicum*, cebolla.

Sintomatología: El hongo invade las plantas desde el sistema radicular, desarrollándose necrogénicamente en las raíces y pudiendo infectar a los bulbos y producirles una podredumbre blanda recubierta de un micelio blanco algodonoso. En la parte aérea, las hojas más viejas amarillean y caen.

Referencias:

- Basallote, M.J., Melero-Vara, J.M. (1993). Control of white rot on garlic (*Sclerotium cepivorum*) by soil solarization. *Crop Protection* 12: 219-223.
- Basallote, M.J., Bejarano, J., Blanco, M.A., Jiménez-Díaz, R.M., Melero, J.M. (1994). La solarización del suelo: una estrategia para controlar las enfermedades causadas por organismos del suelo. *Investigación Agraria, Producción y Protección Vegetales* 2: 207-220.
- Commonwealth Mycological Institute (CMI). (1968). Distribution of *Sclerotium cepivorum* Berk. CMI Map 331, 2nd. Edition.
- Walker, J.C. (1924). White rot of *Allium* in Europe and America. *Phytopathology* 14: 315-322.

Scolecotrichum graminis Fuckel

Sinónimos: *Passarola graminis* (Fuckel) Höhnel.

Taxonomía: Reino Fungi, Hongos Mitospóricos (División Eumycota, Subdivisión Deuteromycotina, Clase Hyphomycetes).

Descripción: Forma conidióforos erectos en la base, tortuosos en el extremo, de color oliváceo y que emergen a través de los estomas del envés. Las conidias son clavadas, bicelulares, de color oliváceo oscuro y miden 36 x 10 µm; se encuentran tanto en posición distal como lateral.

Huéspedes: Centeno, gramíneas pratenses.

Sintomatología: Causa un estriado pardo en las plantas a las que infecta. A lo largo de las venas, aparecen una serie de puntos negros formados por masas de conidióforos.

Referencias:

- Laboratorio de Criptogamia. (1941). Informe del trabajo llevado a cabo por la Estación de Fitopatología de La Coruña durante 1939-40. Publicación Estación Fitopatología Agrícola de La Coruña 14: 35 pp.

Seiridium cardinale (Wagener) Sutton & Gibson Chancro del ciprés

Sinónimos: *Coryneum cardinale* Wagener.

Taxonomía: Reino Fungi, Hongos Mitospóricos (División Eumycota, Subdivisión Deuteromycotina, Clase Coelomycetes).

Descripción: Los acérvulos subepidérmicos aparecen como cuerpos pustulares negros, diminutos y dispersos sobre la superficie de troncos, ramas y frutos de los árboles afectados. Los conidióforos son ramificados y septados. Las conidias se forman en el extremo apical de las células conidiógenas holoblásticas y hialinas. La mayoría de las conidias, fusiformes, lisas y rectas, con cuatro septos y las cuatro células medianas de pared gruesa, son pardo oscuras; las dos células de pared fina de los extremos son hialinas; la célula apical es campanulada o cónica y acaba en un apéndice muy corto; la célula basal está truncada con una esculturación marginal y lleva un apéndice endógeno muy corto. El tamaño de las conidias es de 21-30 x 8-9 μm .

Huéspedes: Ciprés.

Sintomatología: Causa un empardecimiento de la corteza viva en torno al punto de entrada del hongo. El área infectada se deprime y aparecen grietas longitudinales y exudado resinoso. Posteriormente se desarrollan chancros lentiformes que pueden anillar las ramas pequeñas o el tronco de las plantas jóvenes. Las hojas infectadas pasan del amarilleo hasta tonos pardo-rojizos, para llegar a una muerte progresiva. La extensión lleva al decaimiento de brotes, ramas e incluso, la planta entera.

Referencias:

- Giménez-Verdú, I (1991). Notas sobre el cáncer del ciprés (*Seiridium cardinale* (Wag.) Sutt. et Gibs.). Boletín de Sanidad Vegetal, Plagas 17: 423-439.
- Grasso, V., Raddi, P. (1979). Cypress: diseases and protection. European Economic Community, Agrimed.; Florence; Italy, 255 pp.

***Septoria ampelina* Berk. & Curtis**

Melanosis

Taxonomía: Reino Fungi, Hongos Mitospóricos (División Eumycota, Subdivisión Deuteromycotina, Clase Coelomycetes).

Descripción: Forma picnidios de forma globosa que están inmersos en el tejido del huésped y se comunican con el exterior por ostiolos redondeados, cilíndricos y de color marrón oscuro. Las conidias son hialinas, filiformes, rectas o curvadas, con 3-5 septos y miden 30-60 x 2 μm .

Huéspedes: Vid.

Sintomatología: Causa manchas de color pardo negruzco de 1-2 mm en vides que se usan como patrón, como *Vitis riparia*, pero no en *V. vinifera*.

Referencias:

- Smith, I. M., Dunez, J., Phillips, D.H., Lelliott, R.A., Archer, S.A. (1992). Manual de enfermedades de las plantas. Ediciones Mundi-Prensa, Madrid.

***Septoria apiicola* Speg. Septoriosis, viruela**

Sinónimos: *Septoria petroselini* Desm. var. *apii* Cavara, *Septoria apii* Rostrup, *Septoria apii-graveolentis* Dorogin.

Taxonomía: Reino Fungi, Hongos Mitospóricos (División Eumycota, Subdivisión Deuteromycotina, Clase Coelomycetes).

Descripción: Picnidios globosos, separados o agregados, e inmersos en el tejido del huésped, de 75-195 μm de diámetro. Picnidiosporas hialinas, filiformes, de 1 a 5 tabiques, con ápice ligeramente apuntado y base obtusa, de 22-56 x 2-2,5 μm .

Huéspedes: Perejil, apio, apio-nabo.

Sintomatología: Afecta a las hojas. Inicialmente aparecen puntos o manchas cloróticas que posteriormente se necrosan, produciendo lesiones de tamaño variable (1-6 mm), con márgenes definidos y color marrón claro en el centro y más oscuro en la periferia. Las manchas aparecen rodeadas por un halo clorótico y pueden confluir cuando el ataque es severo. En ellas se pueden distinguir pequeños puntos negros, que son los picnidios producidos por el hongo.

Referencias:

- García Benavides, P., Cortés Barbero, J., Palomo Gómez, J.L., Laucirica Alonso, M., Berra Lertxundi, D. (1999). *Septoria apiicola* Speg. Septoriosis, viruela. Fichas de diagnóstico en laboratorio de organismos nocivos de los vegetales. Ficha 141. MAPA. Madrid.
- Sutton, B.C., Waterston, J. M. (1966). *Septoria apiicola*. CMI Descriptions of Pathogenic Fungi and Bacteria n° 88.

***Septoria cannabis* (Lasch) Sacc.**
Marchitez foliar del cáñamo

Taxonomía: Reino Fungi, Hongos Mitospóricos (División Eumycota, Subdivisión Deuteromycotina, Clase Coelomycetes).

Descripción: Forma picnidios epifilos de forma globosa que están inmersos en el tejido del huésped y se comunican con el exterior por ostiolos redondeados de color marrón oscuro. Las conidias son hialinas, filiformes, rectas o curvadas, con 1-4 septos y miden 20-45 x 1,5-2 μm . Se forman en conidióforos hialinos y subglobosos.

Huéspedes: Cáñamo.

Sintomatología: Los síntomas comienzan por las hojas basales, en forma de lesiones circulares o algo irregulares, de color blancuzco o amarillento, con margen de color marrón oscuro. Las hojas afectadas se rizan hacia arriba desde los márgenes y caen prematuramente.

Referencias:

– Commonwealth Mycological Institute (CMI). (1990). Distribution of *Septoria cannabis* (Lasch.) Sacc. CMI Map 477, 2nd. Edition.

Septoria lycopersici Speg.

Taxonomía: Reino Fungi, Hongos Mitospóricos (División Eumycota, Subdivisión Deuteromycotina, Clase Coelomycetes).

Descripción: Forma picnidios aislados y de pared fina, que se desarrollan subepidérmicamente para erumpir cuando se marchitan los tejidos del huésped. Sobre los conidióforos cilíndricos, hialinos y aseptados, se producen conidias hialinas, con 2-6 septos, filiformes con la base truncada y que miden 52-95 x 2 µm.

Huéspedes: Berenjena, patata, tomate.

Sintomatología: Causa lesiones sobre hojas y tallos, comenzando por las hojas más viejas. Las manchas son circulares, limitadas por las venas, deprimidas y de color pálido al principio y luego gris con márgenes oscuros. Sobre ellas se forman unos pocos picnidios negros. Defolian la planta.

Referencias:

- Smith, I.M., Dunez, J., Phillips, D.H., Lelliott, R.A., Archer, S.A. (1992). Manual de enfermedades de las plantas. Ediciones Mundi-Prensa, Madrid.

Septoria paserinii Sacc Seca de la cebada

Sinónimos: *Septoria murina* Pass.

Taxonomía: Reino Fungi, Hongos Mitospóricos (División Eumycota, Subdivisión Deuteromycotina, Clase Coelomycetes).

Descripción: Los picnidios son inmersos, esféricos y de color marrón oscuro, con las paredes gruesas. Los conidióforos hialinos y simples, forman conidias subulatas ligeramente curvadas, hialinas con el extremo apical redondeado y miden 21-52 x 1,5-2,2 μm .

Huéspedes: Cebada.

Sintomatología: Forma lesiones lineales con los márgenes poco definidos en las hojas. En ellas forma picnidios marrón oscuro inmersos en el tejido rodeados de un halo de color amarillento.

Referencias:

– Commonwealth Mycological Institute (CMI). (1993). Distribution of *Septoria paserinii* Sacc. CMI Map 498, 2nd Edition.

***Septoria unedonis* Rob. & Desm. var. *vellanensis* Briosi
& Cavara
Mancha negra del madroño**

Taxonomía: Reino Fungi, Hongos Mitospóricos (División Eumycota, Subdivisión Deuteromycotina, Clase Coelomycetes).

Descripción: Teleomorfo: no ha sido descrito, pero parece pertenecer al género *Mycosphaerella*. Los ascomas (pseudotecios) se forman en las hojas caídas que han permanecido un cierto tiempo en el suelo. Estos pseudotecios tienen forma esférica, con un diámetro de 80-110 μm , con ascas bitunicadas, hialinas y alargadas, con un tamaño de 32-43 x 6,2 μm . Ascosporas fusiformes, hialinas, bicelulares, de 9-11,5 x 1,6 μm . Anamorfo: Los picnidios se forman en las manchas viejas y son oscuros, esféricos, agrupados o solitarios y parcialmente sumergidos en el tejido vegetal, de 250-300 μm de diámetro. Conidias hialinas, filiformes, con curvatura variable, de ápices redondeados, con 3-4 tabiques y de 30-70 x 1,2-3,7 μm .

Huéspedes: *Arbutus unedo* (madroño).

Sintomatología: Presencia de numerosas manchas pardo-rojizas o violáceas salpicadas por el limbo foliar, confluyendo cuando son numerosas e invadiendo la nerviación. En la madurez las manchas se vuelven negruzcas y con una zona central de color blanquecino o grisáceo. Las hojas finalmente amarillean y caen. La actividad es máxima durante el periodo de renovación de las hojas, a finales del invierno y antes de la nueva brotación.

Referencias:

- Muñoz López, C., Pérez Fortea, V., Cobos Suárez, P., Hernández Alonso, R., Sánchez Peña, G. (2003). Sanidad Forestal. Guía en imágenes de plagas, enfermedades y otros agentes presentes en los montes. Ed. Mundi-Prensa, Madrid, 576 pp.
- Romero, M. A., Sánchez, M. E., Trapero, A. La mancha negra del madroño. Consejería de Medio Ambiente. Junta de Andalucía. 6 pp.
- Romero Martín, M. A., Trapero Casas, A. (2003). La mancha foliar del madroño (*Arbutus unedo*) causada por *Septoria unedonis* var. *vellanensis*. Bol. San. Veg. Plagas 29: 375-392.

***Setosphaeria turcica* (Luttr.) Leonard & Suggs**
[Anamorfo: *Drechslera turcica* (Pass.) Subram. & Jain]
Niebla o tizón del maíz

Sinónimos: Del teleomorfo: *Trichometasphaeria turcica* Lutrell. Del anamorfo: *Bipolaris turcica* (Pass.) Shoemaker, *Helminthosporium turcicum* Pass., *H. inconspicuum* Cooke & Ellis.

Taxonomía: Reino Fungi, Filo Ascomycota (División Eumycota, Subdivisión Ascomycotina, Clase Loculoascomycetes).

Descripción: Anamorfo: los conidióforos emergen en solitario o en grupos, derechos o algo flexuosos, de color marrón y de hasta 300 µm de longitud. Conidias rectas o ligeramente curvadas de forma elipsoidal y color pajizo pálido; tienen de 4 a 9 septos y miden 50-144 x 18-33 µm.

Huéspedes: Maíz, sorgo.

Sintomatología: Causa lesiones en la hoja de color pajizo y gran tamaño (4 x 10 cm). Necesita temperatura alta y humedad. Produce pérdidas de rendimiento en cosecha.

Referencias:

- Commonwealth Mycological Institute (CMI). (1968). Distribution of *Trichometasphaeria turcica* Luttrell. CMI Map 257, 3rd. Edition.
- Ellis, M. B., Holliday, P. (1971). *Trichometasphaeria turcica*. CMI Descriptions of Pathogenic Fungi and Bacteria n° 304.

***Sirococcus strobilinus* Preuss**

Taxonomía: Reino Fungi, Hongos Mitospóricos (División Eumycota, Subdivisión Deuteromycotina, Clase Coelomycetes).

Descripción: Los picnidios, inmersos al principio y posteriormente erumpentes, son de color marrón oscuro, globosos y de pared gruesa. Los conidióforos son hialinos, ramificados y septados desde la base y filiformes. Las conidias son hialinas, uniseptadas, fusiiformes, rectas o ligeramente curvadas y miden 12-16 x 3 µm.

Huéspedes: *Picea* spp., *Pinus* spp., *Tsuga* spp.

Sintomatología: Causa la muerte de ejemplares jóvenes. En plantas adultas ataca a las acículas y a los conos, provocando su caída prematura.

Referencias:

- Muñoz López, C. (1997). *Sirococcus strobilinus* Preuss, un hongo responsable de la muerte de brotes en *Pinus halepensis* Miller. Boletín de Sanidad Vegetal, Plagas 23: 595-606.

Sphaceloma pruni Jenkins

Taxonomía: Reino Fungi, Hongos Mitospóricos (División Eumycota, Subdivisión Deuteromycotina, Clase Coelomycetes).

Descripción: Micelio inmerso, ramificado, septado, hialino a marrón claro. Acérvulos marrones. Conidióforos formados de forma poco frecuente, con 1-2 septos, cilíndricos, sin ramificar. Células conidiógenas enteroblásticas, polifialídicas. Conidias hialinas, aseptadas, elipsoidales, lisas y sin gúttulas.

Huéspedes: Se ha aislado en ciruelo europeo (*Prunus domestica* L.), ciruelo japonés (*Prunus salicina* Lindl.) y diferentes *Prunus* utilizados como portainjertos o como plantas ornamentales.

Sintomatología: Ataca a las hojas de los frutales de hueso; a partir del mes de julio se observan las manchas típicas de la "antracnosis".

Referencias:

- Tuset, J. J., Portilla, M.T. (1983). Hongos causantes del cribado en España. Jornadas sobre Patología Vegetal. Resúmenes de las Comunicaciones presentadas a la IV, V y VI Reuniones Anuales del Grupo Especializado de Fitopatología Microbiana de la Sociedad Española de Microbiología: 59. Monografías INIA nº 48.

Sphaceloma siculum Ciccar

Taxonomía: Reino Fungi, Hongos Mitospóricos (División Eumycota, Subdivisión Deuteromycotina, Clase Coelomycetes).

Descripción: Micelio inmerso, ramificado, septado, hialino a marrón claro. Acérvulos marrones. Conidióforos de color amarillo claro, con 1-2 septos, cilíndricos, sin ramificar, de 12-16 x 3-5 μm . Conidias unicelulares, hialinas, ovoidales, de aproximadamente 5,3 x 2,2 μm .

Huéspedes: Almendro.

Sintomatología: Ataca al limbo foliar, provocando manchas de color oscuro, a veces con tonos rosados o violáceos.

Referencias:

- Goidanich, G. (1964). Manuale di Patologia Vegetale. Edizioni Agricole Bologna. 1283 pp.
- Tuset, J. J., Portilla, M.T. (1983). Hongos causantes del cribado en "España". Jornadas sobre Patología Vegetal. Resúmenes de las Comunicaciones presentadas a la IV, V y VI Reuniones Anuales del Grupo Especializado de Fitopatología Microbiana de la Sociedad Española de Microbiología: 59. Monografías INIA nº 48.

***Sphacelotheca destruens* (Schlecht.) Stevenson & Johnson**

Sinónimos: *Ustilago panici-milacea* (Pers.) Winter.

Taxonomía: Reino Fungi, Filo Basidiomycota (División Eumycota, Subdivisión Basidiomycotina, Clase Ustilaginomycetes).

Descripción: Los soros se desarrollan reemplazando a las inflorescencias, con estructuras gris blanquecinas o color crema, delimitadas por una membrana de tejido del hongo. La masa de esporas es pulverulenta, marrón oscura, compuesta por esporas globosas, de pared marrón olivácea y lisa, que miden 7-10 μm de diámetro.

Huéspedes: Mijo.

Sintomatología: Es un carbón desnudo que se desarrolla sobre la inflorescencia de la planta con colores crema, siendo los soros de mayor tamaño que el grano.

Referencias:

- Commonwealth Mycological Institute (CMI). (1967). Distribution of *Sphacelotheca destruens* Stevenson & AG Johnson. CMI Map 219, 2nd. Edition.
- González-Fragoso, R. (1924). Ustilaginales de la flora española contenidos en el herbario del Museo Nacional de Ciencias Naturales de Madrid. Boletín Sociedad Española de Historia Natural 24: 116-127.

Sphacelotheca sorghi (Link) Clinton Carbón vestido del sorgo

Taxonomía: Reino Fungi, Filo Basidiomycota (División Eumycota, Subdivisión Basidiomycotina, Clase Ustilaginomycetes).

Descripción: Los soros, que se colocan en los ovarios entre las glumas del huésped, tienen una estructura subcónica, algo más oscura que las glumas, limitada por tejido del hongo, que se desarrolla en células estériles hialinas y globosas. La masa de esporas es marrón oscura con esporas globosas, de color marrón oliváceo, de pared lisa y de 5-9 µm de diámetro.

Huéspedes: Sorgo.

Sintomatología: En la inflorescencia, los granos se sustituyen por soros cónicos blanquizcos a pardo grisáceos. Se transmite por las esporas transportadas por las semillas, sobreviviendo en condiciones de almacén. Sólo infecta a las plántulas muy jóvenes. Produce grandes pérdidas de grano.

Referencias:

- Commonwealth Mycological Institute (CMI). (1965). Distribution of *Sphacelotheca sorghi* (Lk) Clint. CMI Map 220, 2nd. Edition.
- González-Fragoso, R. (1924). Ustilaginales de la flora española contenidos en el herbario del Museo Nacional de Ciencias Naturales de Madrid. Boletín Sociedad Española de Historia Natural 24: 116-127.

***Sphaeropsis dalmatica* (Thüm.) Gig.
Escudete de la aceituna**

Sinónimos: *Macrophoma dalmatica* (Thüm.) Berl. & Vogl.

Taxonomía: Reino Fungi, Hongos Mitospóricos (División Eumycota, Subdivisión Deuteromycotina, Clase Coelomycetes).

Descripción: Los picnidios son globosos, elípticos o ligeramente piriformes, primero subepidérmicos y luego erumpentes. Las conidias son, al principio, fusiformes e hialinas y con el tiempo se vuelven elípticas y color oliváceo; miden 5-7 x 16-17 µm.

Huéspedes: Olivo.

Sintomatología: La lesión comienza siendo una mancha deprimida de color marrón, rodeada de un halo más claro ligeramente elevado en el fruto. Con el tiempo, la drupa entera se pudre y es objeto de ataque de otros hongos.

Referencias:

- Benlloch, M. (1945). Clave para reconocer las plagas y enfermedades del olivo por sus síntomas externos. Publicación Estación Fitopatológica Agrícola de Madrid 16: 14pp.

***Sphaeropsis oleae* (D.C.) Bertini**

Sinónimos: *Macrophoma oleae* (D.C.) Berl. & Vogl.

Taxonomía: Reino Fungi, Hongos Mitospóricos (División Eumycota, Subdivisión Deuteromycotina, Clase Coelomycetes).

Descripción: Los picnidios son globosos, primero subepidérmicos y luego erumpentes. Los conidióforos son hialinos. Las conidias son elípticas, de color oliva a marrón y miden 38-48 x 12-15 μm .

Huéspedes: Olivo.

Sintomatología: Se trata de un patógeno oportunista que ataca a las hojas de olivos debilitados por otras causas.

Referencias:

– Benlloch, M. (1942). Observaciones sobre algunas enfermedades del olivo. Boletín Patología Vegetal y Entomología Agrícola 11: 1-12.

Sphaeropsis sapinea (Fr.) Dyko & Sutton

Sinónimos: *Diplodia pinea* (Desm.) Kickx.

Taxonomía: Reino Fungi, Hongos Mitospóricos (División Eumycota, Subdivisión Deuteromycotina, Clase Coelomycetes).

Descripción: Picnidios en yemas, hojas y frutos, inicialmente inmersos para luego erumpir en superficie. Las conidias son pardo-amarillentas, pudiendo volverse de color marrón oscuro. Son oblongas en la base y redondeadas en el ápice, normalmente no septadas y miden 30-45 x 10-16 µm.

Huéspedes: Pino.

Sintomatología: Causa la muerte progresiva de los pinos, principalmente en los ejemplares jóvenes en plantaciones. Ocasionalmente se presenta en viveros.

Referencias:

- Commonwealth Mycological Institute (CMI). (1992). Distribution of *Sphaeropsis sapinea* (Fr.) Dyko & Sutton. CMI Map 459, 2nd. Edition.
- Moret, A., Nadal, M., García, F., Monton, C. (1995). Caracterización de aislados de *Sphaeropsis sapinea* (Fr.) Dyko et Sutton mediante cromatografía de gases. Boletín de Sanidad Vegetal, Plagas 21: 371-376.
- Torres Juan, J. (1964). Estudio de una micosis del pino carrasco que afecta a algunas repoblaciones de la provincia de Córdoba. Anales Instituto Forestal Investigaciones Experimentales 36: 103-108.
- Torres-Juan, J. (1971). Una enfermedad importante del *Pinus halepensis* en las Islas Baleares. Boletín del Servicio de Plagas Forestales 14: 13-15.

***Sphaerotheca fuliginea* (Schlecht.) Pollaci**
[Anamorfo: *Oidium erysiphoides* Fr.]
Oidio

Sinónimos: Del teleomorfo: *Erysiphe fuliginea* (Schlecht.) Fr., *Podosphaera fuliginea* (Schlecht.) U. Braun & S. Takam., *S. humuli* var. *fuliginea* (Schlecht.) E. S. Salmon, *S. macularis* var. *fuliginea* (Schlecht.) W. B. Cooke. Del anamorfo: *Acrosporium erysiphoides* (Fr.) Subram.

Taxonomía: Reino Fungi, Filo Ascomycota (División Eumycota, Subdivisión Ascomycotina, Clase Pyrenomycetes).

Descripción: Teleomorfo: cleistotecios de 66-98 µm de diámetro que contienen una sola asca, con apéndices marrones, tortuosos y numerosos, tipo hifa. Ascas elípticas a subglobosas, de 50-80 x 30-60 µm. Ascosporas elipsoides a esféricas, de 17-22 x 12-20 µm. Anamorfo: conidias de forma elíptica o de tonel, de 25-37 x 14-25 µm, producidas en largas cadenas, a menudo con cuerpos de fibrosina en su interior.

Huéspedes: Girasol, melón.

Sintomatología: Forma una capa pulverulenta blanca sobre todas las partes aéreas de la planta. En la hoja invade ambas superficies foliares, las cuales van adquiriendo una tonalidad marrón hasta defoliarse antes de tiempo.

Referencias:

- Gómez-García, V. M., Torés, J. A., Álvarez, J. M. (1996). *Sphaerotheca fuliginea* (Schlecht.) Pollaci. *Erysiphe cichoracearum* DC. Oidio o ceniza. Fichas de diagnóstico en laboratorio de organismos nocivos de los vegetales. Ficha 40. MAPA.
- Kapoor, J. N. (1967). *Sphaerotheca fuliginea*. CMI Descriptions of Pathogenic Fungi and Bacteria n° 159.
- Torés, J. A., Cánovas, I., Velasco, M.V. (1990). Nota sobre *Sphaerotheca fuliginea*, agente causal del oidio de las cucurbitáceas en la zona costera de las provincias de Málaga y Almería. *Investigación Agraria, Producción y Protección Vegetales* 5: 475-479.
- Torés, J. A., Álvarez, J. M. (1994). Oidio. *Sphaerotheca fuliginea*, *Erysiphe cichoracearum*, *Leveillula taurica*. En “Díaz-Ruiz, J. R. y García-Jiménez, J. (edit.): Enfermedades de las cucurbitáceas en España”: 65-69. Monografías de la SEF n° 1. 155 pp.
- Torés, J. A., Gómez-Guillamón, M.L., Cánovas, I. (1996). Temperature-conditioned response to *Sphaerotheca fuliginea* race 1 in the Spanish melon cultivar ANC-57. *Report Cucurbit Genetics Cooperative* 19: 59-60.

***Sphaerotheca humuli* (DC.) Burrill**
[Anamorfo: *Oidium fragariae* Harz]
Oidio

Sinónimos: Del teleomorfo: *Sphaerotheca macularis* (Wallr. ex Fr.) Jacz., *Alphitomorpha macularis* Wallr., *Erysiphe macularis* (Wallr.) Fr., *E. alchemillae* Grez, *Sphaerotheca macularis* f. sp. *fragariae* (Harz) Jacz., etc.

Taxonomía: Reino Fungi, Filo Ascomycota (División Eumycota, Subdivisión Ascomycotina, Clase Pyrenomycetes).

Descripción: Teleomorfo: cleistotecios de 60-125 μm de diámetro, gregarios o dispersos, globosos, de color marrón oscuro a negro, con numerosos fulcros en su mitad inferior, de 3 a 5 veces más largos que el diámetro del ascocarpo. Una sola asca por cleistotecio, subglobosa o ligeramente elíptica, de 50-90 x 45-75 μm y con ocho ascosporas hialinas, elípticas u ovales, de 18-25 x 12-18 μm . Anamorfo: micelio hialino, septado con conidias hialinas, elipsoidales o con forma de barril, que aparecen dispuestas en cadenas, de 25-38 x 15-23 μm . En su interior tienen gránulos de fibrosita.

Huéspedes: Fresa, lúpulo y potentilla.

Sintomatología: Afecta a todas las partes aéreas de la planta. Las hojas atacadas se abarquillan, muestran un polvillo blanco por el envés que se corresponde con una cierta decoloración en el haz y más adelante se aprecian manchas púrpuras o rojizas y abundante defoliación. Se puede producir una disminución de la producción de polen y deformación o muerte de las flores. Los frutos enfermos se recubren de un polvillo blanco; si están verdes no llegan a madurar bien, los maduros pierden brillo y tersura, adquieren mal sabor y se deprecian considerablemente.

Referencias:

- Mukerji, K. G. (1968). *Sphaerotheca macularis*. CMI Descriptions of Pathogenic Fungi and Bacteria n° 188.
- Páez, J. I.; Duhart, M. E.; Vega, J. M., Montes, F. (1999). *Sphaerotheca macularis* (Wallr ex Fr.) Jacz. Oidio. Fichas de diagnóstico en laboratorio de organismos nocivos de los vegetales. Ficha 142. MAPA. Madrid.

***Sphaerotheca pannosa* (Wallr. ex Fr). Lév.
[Anamorfo: *Oidium leucoconium* Desm.]
Oidio**

Sinónimos: *Alphitomorpha pannosa* Wallr., *Erysiphe pannosa* (Wallr.) Fr., *Podosphaera pannosa* (Wallr.) de Bary, *Sphaerotheca pannosa* var. *rosae* Voron.

Taxonomía: Reino Fungi, Filo Ascomycota (División Eumycota, Subdivisión Ascomycotina, Clase Pyrenomycetes).

Descripción: Teleomorfo: cleistotecios globosos a piriformes, con pocos apéndices y una única asca con ocho ascosporas ovales, hialinas y de 20-30 x 12-17 µm. Anamorfo: conidias hialinas, elipsoides, en cadenas, comenzando por el envés de las hojas; de 20-35 x 14-20 µm.

Huéspedes: *S. pannosa* afecta a rosal, mientras que *S. pannosa* var. *persicae* Voron. afecta a frutales de hueso (albaricoquero, almendro y melocotonero).

Sintomatología: Infecta hojas, brotes jóvenes y frutos. Los tejidos infectados aparecen cubiertos de una capa pulverulenta blanquecina, bajo la que aparecen lesiones de color pardo o negro.

Referencias:

- Marboutie, G., Balduque, R., Latorre, Y. (1993). Development of powdery mildew on peach (*Sphaerotheca pannosa* var. *persicae*) in Spain in 1989 and in France in 1989-91. Bulletin OILB/SROP 16: 53-56.
- Mukerji, K. G. (1968). *Sphaerotheca pannosa*. CMI Descriptions of Pathogenic Fungi and Bacteria n° 189.
- Tuset-Barrachina, J.J. (1972). Notas sobre la presencia en el almendro del erisifáceo *Sphaerotheca pannosa* (Wallr.) Lev. var. *persicae* Woron. Anales del Instituto Nacional de Investigaciones Agrarias. Protección Vegetal 2: 27-33.

***Spilocaea oleagina* (Castagne) Hughes**

Repilo del olivo

Sinónimos: *Cycloconium oleaginum* Castagne.

Taxonomía: Reino Fungi, Hongos Mitospóricos (División Eumycota, Subdivisión Deuteromycotina, Clase Hyphomycetes).

Descripción: Forma conidióforos unicelulares, fialidiformes, de color amarillento y muy pequeños, que llevan conidias piriformes, marrones, con un septo transversal donde la conidia se constriñe y miden 14-27 x 9-15 μm .

Huéspedes: Olivo.

Sintomatología: Provoca la aparición de manchas de color pardo oscuro, circulares y anilladas con un centro verde. Con el tiempo toman aspecto aterciopelado y aparecen con un halo amarillo claro, violeta o pardo claro. Puede infectar el pedúnculo del fruto, provocando su caída.

Referencias:

- Benlloch, M. (1942). Observaciones sobre algunas enfermedades del olivo. Boletín Patología Vegetal y Entomología Agrícola 11: 1-12.
- Benlloch, M. (1945). Clave para reconocer las plagas y enfermedades del olivo por sus síntomas externos. Publicación Estación Fitopatológica Agrícola de Madrid 16: 14 pp.
- Estaciones de Patología Vegetal. (1926). Trabajos de las Estaciones de Patología Vegetal. Publicación Estación Patología Vegetal 1: 107-113.

***Spilocaea phillyreae* (Nicolas & Aggéry) M. B. Ellis**

Sinónimos: *Cycloconium phillyreae* Nicolas & Aggéry.

Taxonomía: Reino Fungi, Hongos Mitospóricos (División Eumycota, Subdivisión Deuteromycotina, Clase Hyphomycetes).

Huéspedes: *Phillyrea angustifolia* y *P. latifolia*.

Sintomatología: El hongo se desarrolla sobre las dos caras de las hojas, provocando la aparición de manchas, que sobre la cara adaxial son de color pardo grisáceo u oliváceo y márgenes poco marcados, mientras que en la cara abaxial son de márgenes más definidos y más verdosos. Poco a poco las zonas cloróticas y necróticas se van extendiendo, provocando la muerte y caída precoz de las hojas. Las infecciones se manifiestan de forma muy desigual entre los pies, pudiendo encontrar algunos con el follaje muy afectado en contacto con otros donde la enfermedad es menos aparente.

Referencias:

- Muñoz López, C., Pérez Fortea, V., Cobos Suárez, P., Hernández Alonso, R., Sánchez Peña, G. (2003). Sanidad Forestal. Guía en imágenes de plagas, enfermedades y otros agentes presentes en los montes. Ed. Mundi-Prensa, Madrid, 576 pp.

***Spilocaea pyracanthae* (Otth) v. Arx**
Moteado

Sinónimos: *Spilocaea eryobotryae* (Cav.) Hughes; *Fusicladium pyracanthae* (Otth) Viennot-Bourgin.

Taxonomía: Reino Fungi, Hongos Mitospóricos (División Eumycota, Subdivisión Deuteromycotina, Clase Hyphomycetes).

Descripción: Los conidióforos simples y de color oliváceo llevan conidias ovales a piriformes de color oliváceo a marrón, solitarias o en cadenas de hasta tres elementos. Éstas, en principio, son unicelulares, pero con el tiempo se forma un único septo; miden 12-18 x 7-10 μm .

Huéspedes: *Cotoneaster* spp., níspero, *Pyracantha* spp.

Sintomatología: Los frutos aparecen cubiertos por manchas grisáceas a negruzcas que confluyen con el tiempo y forman un revestimiento uniforme que acaba por secarlos.

Referencias:

- Benlloch, M. (1949). Observaciones fitopatológicas del año 1948. Boletín Patología Vegetal y Entomología Agrícola 16: 203-242.
- Commonwealth Mycological Institute (CMI). (1969). Distribution of *Spilocaea eryobotryae* (Cav.) Hughes. CMI Map 435, 1st. Edition.

Spongospora subterranea* (Wallr.) Lagerh. f. sp. *nasturtii
J. A. Tomlinson

Taxonomía: Reino Protozoa, Filo Plasmodiophoromycota (División Myxomycota, Clase Plasmodiophoromycetes).

Descripción: Quistes angulares y poliédricos, de 3,3-4,4 μm de diámetro, con paredes delgadas de color amarillento o marrón. Plasmodios esporangiales y quistógenos generalmente grandes, subesféricos, ovoides oblongos, elongados, de 10-130 μm de diámetro, frecuentemente llenando las células del hospedante. Esporangios numerosos, ovoides a esféricos o poliédricos, de 6-12 μm de diámetro, con paredes lisas y delgadas, produciendo generalmente cuatro zoosporas. Zoosporas secundarias esféricas a piriformes, de 2,4-6 μm de diámetro.

Huéspedes: Berro (*Nasturtium officinale* R. Br.).

Sintomatología: Muy específica, caracterizada por hinchamientos en las raíces, que toman el aspecto de garfío; afecta a las raíces que surgen de los nudos, que se hinchan y curvan y en cuyo interior se pueden apreciar mediante preparación microscópica algunos estados del ciclo poco conocido del patógeno.

Referencias:

- García-Benavides, P., Cortés-Barbero, J. (2002). Detección de *Spongospora subterranea* f. sp. *nasturtii* en planta de berro (*Nasturtium officinale* R. Br.). Resúmenes XI Congreso Nacional de la Sociedad Española de Fitopatología: 129. Almería.
- Karling, J. S. (1968). The Plasmodiophorales. Hafner Publ. Co. 256 pp.

Stemphylium sarciniforme (Cavara) Wiltshire

Taxonomía: Reino Fungi, Hongos Mitospóricos (División Eumycota, Subdivisión Deuteromycotina, Clase Hyphomycetes).

Descripción: Las colonias que forma son de tono marrón oliváceo. Los conidióforos, pálidos a marrones dorados con dilataciones vesiculares de 11-14 µm de diámetro, llevan conidias subsféricas o elipsoides, marrones doradas, de superficie lisa y con septos longitudinales y transversales; miden 30-50 x 22-33 µm.

Huéspedes: Trébol.

Sintomatología: Causa una lesión característica de mancha en diana sobre las hojas. Estas lesiones evolucionan hacia pardo-marrones y causan la marchitez de las hojas. Le favorecen las plantaciones densas y la humedad.

Referencias:

- Commonwealth Mycological Institute (CMI). (1966). Distribution of *Stemphylium sarciniforme* (Cav.) Wiltsh. CMI Map 139, 2nd. Edition.
- Laboratorio de Criptogamia. (1942). Informe del trabajo llevado a cabo por la Estación de Fitopatología de La Coruña durante 1940-41. Publicación Estación Fitopatología Agrícola de La Coruña 14: 35 pp.

Stemphylium solani Weber

Taxonomía: Reino Fungi, Hongos Mitospóricos (División Eumycota, Subdivisión Deuteromycotina, Clase Hyphomycetes).

Descripción: Forma colonias de color gris o marrón grisáceo. Los conidióforos, de color marrón pálido, contienen conidias oblongas, apuntadas en el ápice, redondeadas en la base, con septos transversales (3-6); de color marrón pálido a marrón dorado, que miden 35-55 x 18-28 μm .

Huéspedes: Altramuz, patata, tomate.

Sintomatología: Causa un punteado gris en las hojas de la planta infectada, con un contorno amarillo que, en ocasiones, se vuelve necrótico. Las masas de conidióforos se forman en los bordes de la mancha, en ambos lados de la hoja.

Referencias:

- Forbes, I., Gladstones, J.S., Wells, H.D. (1975). Gray leaf spot-resistant *Lupinus angustifolius* L. germplasm from plant exploration in the western Mediterranean region. *Crop Science* 15: 867-868.

***Stemphylium vesicarium* (Wallr.) Simmons**

Taxonomía: Reino Fungi, Hongos Mitospóricos (División Eumycota, Subdivisión Deuteromycotina, Clase Hyphomycetes).

Descripción: Forma colonias de color oscuro. Los conidióforos, pálidos, contienen conidias oblongas, apuntadas en el ápice, redondeadas en la base, con 3-6 septos transversales, pálidas y de 42 x 20 µm.

Huéspedes: Ajo, peral, tomate.

Sintomatología: Causa lesiones necróticas en las hojas de las plantas infectadas. Exteriormente se distingue un punteado en la superficie foliar.

Referencias:

- Basallote, M. J., Prados, A.M., Pérez de Algaba, A., Melero-Vara, J.M. (1993). First report of two leaf spots on garlic caused by *Stemphylium vesicarium* in Spain. Plant Disease 77: 953.
- Montesinos, E., Moragrega, C., Llorente, I., Vilardell, P. (1995). Susceptibility of selected European pear cultivars to infection by *Stemphylium vesicarium* and influence of leaf and fruit age. Plant Disease 79: 471-473.

***Stereum hirsutum* Fr.**
Apoplejía, yesca

Sinónimos: *Stereum necator* Viala.

Taxonomía: Reino Fungi, Filo Basidiomycota (División Eumycota, Subdivisión Basidiomycotina, Clase Hymenomycetes).

Descripción: Los basidiocarpos se forman en consola y son delgados, normalmente imbricados, coriáceos y de color amarillo o algo grisáceo; con frecuencia miden 2-10 cm de lado a lado. Las basidiosporas son elípticas y aplanadas por una cara, hialinas y de color blanco en masa; miden 5,7 x 2,5-3,5 μm .

Huéspedes: Haya, roble, vid.

Sintomatología: En plantas vivas, entra por las heridas de poda, produciendo una podredumbre pulverulenta en tronco y ramas. Causa manchado del fruto y clorosis intervenal en las hojas. Los pámpanos distales pueden marchitarse y morir súbitamente. Produce una pudrición amarillo blanquecina en madera caída o cortada.

Referencias:

- Ruiz Castro, A. (1950). La lucha contra las enfermedades del viñedo en España. Boletín Patología Vegetal y Entomología Agrícola 18: 243-280.

Stigmina carpophila (Lév.) M. B. Ellis Cribado de los frutales de hueso

Sinónimos: *Coryneum beijerinckii* Oud, *Clasterosporium carpophilum* (Lév.) Aderh., *Wilsonomyces carpophilus* (Lév.) Adask., J. M. Ogawa & E. E. Butler y 18 sinónimos más.

Taxonomía: Reino Fungi, Hongos Mitospóricos (División Eumycota, Subdivisión Deuteromycotina, Clase Hyphomycetes).

Descripción: Micelio inmerso, ramificado, septado y de color marrón claro. Forma esporodocios de color marrón. Conidióforos cilíndricos, septados, ramificados en la base, hialinos a marrón pálido. Células conidiógenas holoblásticas, anilladas, cilíndricas, marrón claro, lisas. Conidias fusiformes, de 20-90 x 7-16 µm, con tabiques transversales, marrones, lisas, truncadas en la base, y con la célula apical a menudo más pálida.

Huéspedes: Frutales de hueso (almendro, albaricoquero, melocotonero, ciruelo y cerezo).

Sintomatología: Causa la enfermedad llamada “cribado” o “perdigonada”. El hongo ataca a yemas, brotes, hojas, flores y frutos. En las hojas, las lesiones pardas rodeadas de un margen verde claro acaban por desprenderse, dando el efecto de perdigonado o desgarrado. En frutos provoca las mismas lesiones que acaban por volverse ásperas y suberosas. En brotes y ramas, las lesiones evolucionan hacia la formación de chancros con exudado gomoso en torno a ellas. Las flores se marchitan (seca) antes de expandirse por completo.

Referencias:

- Cambra Álvarez, M., Bernal Pescador, I. (1999). *Stigmina carpophila* (Lév.) M. B. Ellis. Fichas de diagnóstico en laboratorio de organismos nocivos de los vegetales. Ficha 145. MAPA. Madrid.
- Commonwealth Mycological Institute (CMI). (1971). Distribution of *Stigmina carpophila* (Lév.) M.B Ellis. CMI Map 188, 3rd. Edition.
- Mateo-Sagasta, E. (2000). Cribado del melocotonero (*Wilsonomyces carpophilus*). En “Montesinos, E., Melgarejo, P., Cambra, M. A. y Pinochet, J. (edit.): Enfermedades de los frutales de pepita y hueso”: 67-68. Sociedad Española de Fitopatología-Edic. Mundi-Prensa.
- Tuset, J. J., Portilla, M.T. (1983). Hongos causantes del cribado en "España". Jornadas sobre Patología Vegetal. Resúmenes de las Comunicaciones presentadas a la IV, V y VI Reuniones Anuales del Grupo Especializado de Fitopatología Microbiana de la Sociedad Española de Microbiología: 59. Monografías INIA nº 48.

***Stromatinia gladioli* (Drayt.) Whetz**

Sinónimos: *Sclerotinia gladioli* Drayton, *Sclerotium gladioli* Massey.

Taxonomía: Reino Fungi, Filo Ascomycota (División Eumycota, Subdivisión Ascomycotina, Clase Discomycetes).

Descripción: Sobre el tejido afectado sólo suelen observarse los microesclerocios, en forma de diminutos puntos negros de 0,1-0,3 mm.

Huéspedes: Gladiolo.

Sintomatología: Sobre los bulbos aparecen manchas hundidas de color marrón rojizo al principio, que después evolucionan a negro, sobre todo, en la zona de la inserción de las escamas. Sobre estas manchas pueden verse los microesclerocios del hongo, de color negro. La zona afectada parece limitada a la epidermis, aunque con ataques intensos el bulbo se momifica.

Referencias:

- García-Jiménez, J., Alfaro-García, A. (1985). Inspección fitosanitaria del bulbo de gladiolo: Estudio básico. Boletín del Servicio de Defensa contra Plagas e Inspección Fitosanitaria. Fuera de serie 3. 71 pp.

***Sydowia polyspora* (Bref. & Travel) E. Müller**
[Anamorfo: *Sclerophoma pithyophila* (Corda) Höhn]

Sinónimos: Del teleomorfo: *Dothidea polyspora* Bref. & Tav. y cinco más. Del anamorfo: *Sphaeronema pythiophila* Corda y once más.

Taxonomía: Reino Fungi, Filo Ascomycota (División Eumycota, Subdivisión Ascomycotina, Clase Loculoascomycetes).

Descripción: Anamorfo: en las plantas afectadas se observa principalmente el anamorfo: picnidios sumergidos que se vuelven erumpentes, negros, de forma globosa o irregular, de más de 200 µm de diámetro, uniloculares o divididos imperfectamente, sin ostiolo. Conidias hialinas, unicelulares, generalmente con una gútula central, de 4-8 x 2-3 µm. Teleomorfo: el teleomorfo se encuentra ocasionalmente en brotes muertos.

Huéspedes: Coníferas; muy frecuente en pinos de distintas especies afectados por otros problemas.

Sintomatología: Es un saprofito muy eficaz en la colonización de tejidos debilitados o muertos por otros agentes: otros hongos más patógenos, como *Lophodermium* o *Mycosphaerella* en las acículas o *Sirococcus* y *Sphaeropsis* sobre los brotes, o bien tejidos debilitados por causas abióticas. Constituye sobre todo un problema de diagnóstico en el laboratorio por su alta capacidad de reproducción y frecuencia de aislamiento, enmascarando el diagnóstico correcto.

Referencias:

- Muñoz López, C., Pérez Fortea, V., Cobos Suárez, P., Hernández Alonso, R., Sánchez Peña, G. (2003). Sanidad Forestal. Guía en imágenes de plagas, enfermedades y otros agentes presentes en los montes. Ed. Mundi-Prensa, Madrid, 576 pp.
- Sutton, B. C., Waterston, J. M. (1970). *Sydowia polyspora*. CMI Description of Pathogenic Fungi and Bacteria N° 228.

***Taphrina caerulescens* (Desm. & Mont.) Tul.**

Sinónimos: *Ascomyces caerulescens* Desm & Mont., *A. quercus* Cooke, *T. quercus* (Cooke) Sacc.

Taxonomía: Reino Fungi, Filo Ascomycota (División Eumycota, Subdivisión Ascomycotina, Clase Hemiascomycetes).

Descripción: Sobre las abolladuras foliares aparecen las ascas desnudas, sumergidas en las células epidérmicas del huésped y de tamaño 46-72 x 15-27 µm.

Huéspedes: *Quercus pyrenaica*.

Sintomatología: Aparición de numerosas abolladuras en el limbo foliar, típicamente convexas por el haz, cóncavas por el envés, inicialmente con una tonalidad verde más clara, hasta que gradualmente se tornan pardo rojizas. Son el resultado de una anormal división de las células (hiperplasia) y a su vez un crecimiento también superior al normal (hipertrofia). En general los daños producidos por el hongo son escasos, pero infecciones reiteradas pueden afectar al crecimiento de los árboles afectados; raramente es el causante primario único de la muerte del árbol.

Referencias:

- Muñoz López, C., Pérez Fortea, V., Cobos Suárez, P., Hernández Alonso, R., Sánchez Peña, G. (2003). Sanidad Forestal. Guía en imágenes de plagas, enfermedades y otros agentes presentes en los montes. Ed. Mundi-Prensa, Madrid, 576 pp.

***Taphrina deformans* (Berk.) Tul.**

Abullonado, lepra

Sinónimos: *Exoascus amygdali* Jacz., *E. deformans* (Berk.) Fuckel, *Ascomyces deformans* Berk. *T. amygdali* (Jacz.) Mix.

Taxonomía: Reino Fungi, Filo Ascomycota (División Eumycota, Subdivisión Ascomycotina, Clase Discomycetes).

Descripción: Las ascas crecen sobre las lesiones en condiciones favorables. No existe un cuerpo fructífero protector y las hifas dan lugar a células basales modificadas que producen las ascas, que son de 25-50 x 8-11 μm , unitunicadas, con un ápice aplanado que se agrieta para la descarga de ascosporas. Contienen de 4 a 8 ascosporas hialinas, globosas y aseptadas de 3-7 μm de diámetro. Tienen una segunda fase epifítica del tipo levadura, con conidias de forma oval y 2,5-6 x 4,5 μm .

Huéspedes: Almendro, melocotonero, nectarino y, raramente, albaricoquero.

Sintomatología: Hipertrofia foliar, dando lugar al abullonado de las hojas, que se vuelven quebradizas y adquieren color verde blancuzco, rosado o rojizo. También puede atacar a los brotes y al fruto.

Referencias:

- Booth, C. (1981). *Taphrina deformans*. CMI Descriptions of Pathogenic Fungi and Bacteria n° 711.
- Collar Urquijo, J. (1996). *Taphrina deformans* (Berk.) Tul. Lepra o abolladura. Fichas de diagnóstico en laboratorio de organismos nocivos de los vegetales. Ficha 76. MAPA.
- Commonwealth Mycological Institute. (CMI). (1969). Distribution of *Taphrina deformans* (Berk.) Tul. CMI Map 192, 3rd. Edition.
- de Cal, M. A. (2000). Abolladura de las hojas de los frutales de hueso (*Taphrina deformans*). En “Montesinos, E. *et al.* (edit.): Enfermedades de los frutales de pepita y hueso”: 69-70. Mundi- Prensa- SEF. 147 pp.

Taphrina kruchii (Vuill.) Schroet

Taxonomía: Reino Fungi, Filo Ascomycota (División Eumycota, Subdivisión Ascomycotina, Clase Hemiascomycetes).

Descripción: Las ascas son libres, sin protección de ningún cuerpo fructífero, como es característico de este género fúngico.

Huéspedes: *Quercus*, principalmente *Q. ilex*.

Sintomatología: Masiva producción de hojas debida a la estimulación que este hongo produce en las yemas durmientes, lo que provoca un elevado desarrollo de ramillos más cortos, más gruesos de lo normal y erectos. La imposibilidad del árbol de mantener la vascularización de estas ramas provoca el desvío de savia y la marchitez final de las numerosas y anómalas hojas, que terminan por caer prematuramente, dejando a la vista la proliferación de ramillos de aspecto conocido como "escoba de bruja". Generalmente los daños que provoca este hongo son limitados. Se trasmite por las heridas que se producen en el vareo de la bellota.

Referencias:

- Muñoz López, C., Pérez Fortea, V., Cobos Suárez, P., Hernández Alonso, R., Sánchez Peña, G. (2003). Sanidad Forestal. Guía en imágenes de plagas, enfermedades y otros agentes presentes en los montes. Ed. Mundi-Prensa, Madrid, 576 pp.

***Taphrina populina* Fr.**

Sinónimos: *Ascomyces aureus* (Pers.) Magnus, *Erineum aureum* Pers., *Exoascus aureus* (Pers.) Sadeb., *Taphria populina* Fr., *Taphrina aurea* (Pers.) Fr.

Taxonomía: Reino Fungi, Filo Ascomycota (División Eumycota, Subdivisión Ascomycotina, Clase Hemiascomycetes).

Descripción: En el envés de la hoja se produce una capa de células basales situadas entre las células epidérmicas del huésped. Cada una de ellas lleva un asca cilíndrica de gran tamaño: 50-112 x 15-40 μm (Lanier *et al.*, 1976) ó 70-90 x 18-22 μm (Smith *et al.*, 1988). Estas ascas no aparecen encerradas en cuerpos fructíferos. Las ascosporas, de unos 5 μm , tienen una vida muy corta y dan lugar a numerosas blastosporas en el mismo interior del asca. Estas blastosporas son unicelulares, hialinas, globosas, de tamaño 3-4,5 x 2,5-3 μm (Lanier *et al.*, 1976) ó 2 x 1 μm (Smith *et al.*, 1988) que constituyen la forma infectiva.

Huéspedes: *Populus*, principalmente la sección Aigeiros.

Sintomatología: Aparición de grandes abolladuras en las hojas, típicamente convexas por el haz, cóncavas por el envés, inicialmente con una tonalidad verde, posteriormente van volviéndose más claras hasta que la hoja amarillea totalmente. Son el resultado de la hiperplasia y la hipertrofia que provoca la presencia del hongo. La formación de las ascas por la zona cóncava es muy llamativa y característica, por el típico color dorado que las cubre. Puede provocar defoliación precoz.

Referencias:

- Lanier, L., Joly, P., Bondoux, P., Bellemère, A., (1976). Pathologie Forestière. Tome II. Mycologie et Pathologie Forestières. Edit. Masson. 478 pp.
- Muñoz López, C., Pérez Fortea, V., Cobos Suárez, P., Hernández Alonso, R., Sánchez Peña, G. (2003). Sanidad Forestal. Guía en imágenes de plagas, enfermedades y otros agentes presentes en los montes. Ed. Mundi-Prensa, Madrid, 576 pp.
- Smith, I. M., Dunez, J., Lelliot, R. A., Phillips, D. H., Archer, S. A. (edit.) (1988). European handbook of plant diseases. Blackwell Sci. Publ. 583 pp.

***Thanatephorus cucumeris* (Frank) Donk**
[Anamorfo: *Rhizoctonia solani* Kühn]
Viruela de la patata

Sinónimos: *Corticium solani* (Prill. & Deacr.) Bourdot & Galzin; *Pellicularia filamentosa* (Pat.) Rogers.

Taxonomía: Reino Fungi, Filo Basidiomycota (División Eumycota, Subdivisión Basidiomycotina, Clase Hymenomycetes).

Descripción: Teleomorfo: basidiosporas elipsoides y apiculadas, de 6-14 x 4-8 µm; se desarrollan sobre un himenio; cada basidio tiene normalmente cuatro esterigmas de 5,5 a 36,5 µm de largo. Anamorfo: esclerocios de color pardo oscuro y de superficie uniforme. Las hifas, que en un principio son hialinas, se vuelven de color pardo oscuro y miden 12-15 µm de ancho y hasta 250 µm de longitud. Se ramifican perpendicularmente.

Huéspedes: Muy polífago.

Sintomatología: En patata, causa la muerte de brotes antes de su emergencia. Si la planta ya ha madurado, causa lesiones pardo oscuras en la base del tallo y ataca a los estolones que pueden quedar seccionados. En veranos húmedos se forma el teleomorfo, que da lugar a un micelio blanco sobre los tallos y las hojas que estén en contacto con el suelo. Desde ese micelio que llega a infectar al tubérculo se forman los esclerocios. En el resto de especies es capaz de producir la muerte de las semillas antes o durante la germinación. En las primeras fases de desarrollo causa la caída de la plántula, produciendo la podredumbre de tejidos y el colapso del tallo. En plantas adultas, causa el anillado del tallo e infecta con lesiones pardas la parte aérea desde las zonas donde esté la planta en contacto con el suelo.

Referencias:

- Boysen, M., Borja, M., Moral, C. del, Salazar, O., Rubio, V. (1996). Identification at strain level of *Rhizoctonia solani* AG4 isolates by direct sequence of asymmetric PCR products of the ITS regions. *Current Genetics* 29: 174-181.
- Cenis, J.L., Rodríguez, C., Tello, J. (1995). Variación genética de cepas españolas de *Rhizoctonia solani* estimada mediante PCR y marcadores RAPD. *Investigación Agraria, Producción y Protección Vegetales* 10: 113-123.
- Laboratorio de Criptogamia. (1943). Informe del trabajo llevado a cabo por la Estación de Fitopatología de La Coruña durante 1942. *Publicación Estación Fitopatología Agrícola de La Coruña* 23: 21-57.

- Marín, J.P., Segarra, J., Almacellas, J. (1992). Enfermedades de los cereales en Cataluña en 1988-90. *Investigación Agraria, Producción y Protección Vegetales* 7: 261-275.
- Melero-Vara, J.M., Jiménez-Díaz, R. M. (1990). Etiology, incidence, and distribution of cotton seedling damping-off in southern Spain. *Plant Disease* 74: 597-600.
- Rubio, V., Tavantzis, S.M., Lakshman, D.K. (1996). Extrachromosomal elements and degree of pathogenicity in *Rhizoctonia solani*. En (Sneh, B., Jabaji-Hare, S., Neate, S., Dfijst, G.) *Rhizoctonia species: Taxonomy, Molecular Biology, Ecology, Pathology and Disease Control*. Kluwer Academic Publishers.
- Sardiña, J.R. (1945). Enfermedades de la patata. *Publicación Estación Fitopatológica Agrícola de La Coruña* 5: 111 pp.
- Sinobas, J., Iglesias, C., García, A. (1994). Prospección de las micosis en los invernaderos de Villa del Prado (Madrid) y su incidencia en el cultivo de judía (*Phaseolus vulgaris* L.). *Boletín de Sanidad Vegetal, Plagas* 20: 889-898.
- Tello, J.C., Lacasa, A., Molina, R. (1985). Nota fitopatológica sobre el complejo parasitario del pie de la judía en la costa de Granada. *ITEA Producción Vegetal* 61: 57-69.

***Thielaviopsis basicola* (Berk. & Broome) Ferraris**

Sinónimos: *Chalara elegans* Nag Raj & Kendrick, *Torula basicola* Berk. & Broome, *Trichocladium basicola* (Berk. & Broome) J. W. Carmichael.

Taxonomía: Reino Fungi, Hongos Mitospóricos (División Eumycota, Subdivisión Deuteromycotina, Clase Hyphomycetes).

Descripción: Las colonias producen dos tipos de conidias: unas, conocidas como macroconidias o clamidosporas, son marrones, subrectangulares, algo redondeadas en su extremo, producidas en cortas cadenas de 14-16 μm de longitud, que se rompen en su madurez y entonces se oscurecen. El segundo tipo, denominado microconidias o endoconidias, se produce en series lineales endógenamente dentro de las células conidiógenas y son cilíndricas catenulas, hialinas, de aproximadamente 6 x 4 μm .

Huéspedes: Numerosas plantas de vivero, tanto herbáceas como leñosas, cultivadas en sustratos comerciales artificiales a base de turbas rubias, negras y subproductos de la corteza de coco.

Sintomatología: Podredumbre, total o parcial, de raíces en plantas de vivero. Marchitamiento de plántulas y necrosis radicular.

Referencias:

- Montón-Romans, C., García-Figueres, F. (1998). *Thielaviopsis basicola* en sustratos utilizados en plantas de viveros. Resúmenes del IX Congreso Nacional de la Sociedad Española de Fitopatología: 124. Salamanca.
- Subramanian, C. V. (1968). *Thielaviopsis basicola*. CMI Descriptions of Pathogenic Fungi and Bacteria N° 170.

Thyriopsis halepensis (Cooke) Theiss. & Syd. Tiriopsis

Sinónimos: *Dothidea halepensis* Cooke, *Phyllachora halepensis* (Cooke) Cooke.

Taxonomía: Reino Fungi, Filo Ascomycota (División Eumycota, Subdivisión Ascomycotina, Clase Loculoascomycetes).

Descripción: Los cuerpos fructíferos se forman en las ramillas y, sobre todo, en las acículas. Son tiriotecios de color negro en cuyo interior se forman ascas redondeadas elipsoidales, globosas, bitunicadas, de 22,5-25 x 15-17 μm . Las ascosporas son elipsoidales, bicelulares, con un tabique central con ligera estrangulación y de 15-20 x 7,5-10 μm .

Huéspedes: En España se ha citado en *Pinus halepensis*, *P. pinea*, *P. pinaster* y *P. canariensis*; en otros países también citado sobre *P. sylvestris*, *P. sabiniana* y *P. banksiana*.

Sintomatología: Distintos grados de defoliación, empezando desde la base de la copa hacia las puntas. En las ramillas y especialmente en las acículas, con una lupa, se identifican pequeñas manchas de fructificación de color negro, que aparecen adheridas a la epidermis y tienen tendencia a agruparse formando círculos. La zona central de estas agrupaciones se vuelve clorótica para pasar a una tonalidad pardo-rojiza, consecuencia de la necrosis celular. Finalmente, toda la acícula adquiere una tonalidad pajiza y termina por caer. Las copas de los árboles aparecen ralas y salpicadas de acículas decoloradas. Muy sensible *P. halepensis*, cuando vegeta en malas condiciones, siendo el hongo responsable, en muchos casos, de la conocida transparencia de copa de esta especie.

Referencias:

- Jiménez Jiménez, J. (2002). *Thyriopsis halepensis* (Ck.) Theiss & Syd. Tiriopsis. Fichas de diagnóstico en laboratorio de organismos nocivos de los vegetales. Ficha 204. MAPA. Madrid.
- Muñoz López, C., Pérez Fortea, V., Cobos Suárez, P., Hernández Alonso, R., Sánchez Peña, G. (2003). Sanidad Forestal. Guía en imágenes de plagas, enfermedades y otros agentes presentes en los montes. Ed. Mundi-Prensa.

***Tilletia caries* (DC) Tul.**
Caries o tizón

Sinónimos: *Tilletia tritici* (Bjerk.) Wolff.

Taxonomía: Reino Fungi, Filo Basidiomycota (División Eumycota, Subdivisión Basidiomycotina, Clase Ustilaginomycetes).

Descripción: La masa de esporas es pulverulenta, de color marrón rojizo a negruzco y compuesta por esporas y células estériles globosas e hialinas. Las esporas son globosas a ovoides, de color marrón claro a rojizo; la pared está reticulada de forma poligonal; miden 14-23 μm de diámetro.

Huéspedes: Cebada, gramíneas pratenses, trigo.

Sintomatología: La masa de esporas maduras se mantiene dentro del soro hasta que éste se libera del huésped. Las teliosporas sustituyen a los tejidos ovulíferos. Las espigas afectadas son laxas, abiertas y alargadas. Los tallos son más cortos.

Referencias:

- Commonwealth Mycological Institute (CMI). (1990). Distribution of *Tilletia caries* (DC) Tul. CMI Map 294, 4th. Edition.
- Unamuno, L.M. (1941). Notas micológicas XIV. Contribución al estudio de los Uredinales y Ustilaginales de la flora española. Boletín Sociedad Española de Historia Natural 38: 19-36.

Tilletia controversa Kühn

Caries enana del trigo

Taxonomía: Reino Fungi, Filo Basidiomycota (División Eumycota, Subdivisión Basidiomycotina, Clase Ustilaginomycetes).

Descripción: Produce esporas rodeadas de una vaina hialina y gelatinosa en soros esféricos, distinguiéndose de *T. caries* porque, en ésta, los soros son elípticos. La masa de esporas es pulverulenta, de color marrón rojizo a negruzco y compuesta por esporas y células estériles. Las esporas son globosas a subglobosas, amarillentas a pardo rojizas y miden 16-25 µm de diámetro.

Huéspedes: Cebada, gramíneas pratenses, trigo.

Sintomatología: Las teliosporas sustituyen a los tejidos ovulíferos, manteniéndose cierto tiempo dentro del soro. Las espigas, al madurar, tienen aspecto laxo y abierto. Los soros son más grandes que los granos. Además causa un enanismo característico que la diferencia de otras caries.

Referencias:

- Commonwealth Mycological Institute (CMI). (1992). Distribution of *Tilletia controversa* Kuhn. CMI Map 297, 3rd Edition.
- Durán, R., Fischer, G.W. (1961). The genus *Tilletia*. 138 pp. Washinton State University, USA.

Tilletia foetida (Wallr.) Liro Caries o tizón

Sinónimos: *Tilletia laevis* Kühn.

Taxonomía: Reino Fungi, Filo Basidiomycota (División Eumycota, Subdivisión Basidiomycotina, Clase Ustilaginomycetes).

Descripción: La masa de esporas es pulverulenta, de color marrón negruzco y compuesta por esporas y células estériles. Las esporas son globosas a ovoides, marrón oliváceo; miden 17-20 x 28-22 μm . La pared es lisa o ligeramente punteada. En masa, el color es pardo a negro.

Huéspedes: Cebada, centeno, gramíneas pratenses, trigo, triticale.

Sintomatología: La masa de esporas maduras se mantiene dentro del soro hasta que éste se libera del huésped. Las teliosporas sustituyen a los tejidos ovulíferos. Las espigas afectadas son laxas, abiertas y alargadas. Los tallos son más cortos.

Referencias:

- Commonwealth Mycological Institute (CMI). (1968). Distribution of *Tilletia foetida* (Wallr.) Liro. CMI Map 295, 2nd. Edition.
- González-Fragoso, R. (1924). Ustilaginales de la flora española contenidos en el herbario del Museo Nacional de Ciencias Naturales de Madrid. Boletín Sociedad Española de Historia Natural 24: 116-127.
- Unamuno, L.M. (1941). Notas micológicas XIV. Contribución al estudio de los Uredinales y Ustilaginales de la flora española. Boletín Sociedad Española de Historia Natural 38: 19-36.

***Togninia minima* (Tul. & C. Tul.) Berl.**
[Anamorfo: *Phaeoacremonium aleophilum* W. Gams,
Crous, M. J. Wingf. & L. Mugnai]
Enfermedad de Petri en vid

Taxonomía: Reino Fungi, Filo Ascomycota (División Eumycota, Subdivisión Ascomycotina, Clase Pyrenomycetes).

Descripción: Teleomorfo: peritecios subglobosos, a veces obpiriformes, de 160-420 μm de diámetro, con varios cuellos periteciales largos y cilíndricos. Parafisos hialinos, septados y persistentes. Ascas hialinas, aclavadas, de 17-27 x 4-5 μm . Ascosporas unicelulares, hialinas, oblongo-elipsoides a alantoides, con extremos redondeados, de 4-6,5 x 1-2 μm . Anamorfo: conidias de 2,5-7 x 1,5-3 μm , de forma oblonga-elipsoidal a alantoide, hialinas, producidas en cabezas mucosas.

Huéspedes: Vid (*Vitis vinifera*), afectando principalmente a plantas jóvenes de 2 a 3 años de edad.

Sintomatología: Se trata de uno de los hongos asociados a la “enfermedad de Petri” en la vid, caracterizada por la aparición de retrasos en la brotación, entrenudos cortos, escaso desarrollo de los brotes y clorosis foliar. En la madera de la parte aérea y zonas basales se observa, al realizar cortes transversales, el pardeamiento de los vasos xilemáticos que, en ocasiones, emiten una exudación gomosa de color oscuro.

Referencias:

- Armengol, J., Vicent, A., Torné, L., García Figueres, F., García Jiménez, J. (2001). Hongos asociados a decaimientos y afecciones de madera en vid en diversas zonas españolas. *Boletín de Sanidad Vegetal Plagas* 27: 137-153.
- Armengol, J., Vicent, A., Torné, L., García-Figueres, F., García-Jiménez, J. (2001): Fungi associated with esca and grapevine declines in Spain: a three-year survey. *Phytopathologia Mediterranea* 40, Supplement: 325-329.
- Crous, P. W., Gams, W., Wingfield, M. J., van Wyk, P. S. (1996). *Phaeoacremonium* gen. nov. associated with wilt and decline diseases of woody hosts and human infections. *Mycologia* 88: 786-796.
- García-Jiménez, J., Armengol, J., Beltrán, R., Jiménez-Jaime, A., Vicent, A. (2004). Enfermedades fúngicas de madera. En “Los parásitos de la vid. Estrategias de protección integrada”: 221-228. Ed. MAPA Mundi-Prensa. 391 pp.

- Mostert, L., Crous, P. W., Groenewald, J. Z., Gams, W., Summerbell, R. C. (2003): *Togninia* (Calosphaeriales) is confirmed as teleomorph of *Phaeoacremonium* by means of morphology, sexual compatibility and DNA phylogeny. *Mycologia* 95: 646-659.

***Trabutia quercina* (Rudolphi ex. Fr.) Sacc. & Roum.
[Anamorfo: *Baeumleria quercina* (G. Arnaud) Petr.]**

Sinónimos: *Rhitisma quercinum* F. Rudolphi ex Fr.

Taxonomía: Reino Fungi, Filo Ascomycota (División Eumycota, Subdivisión Ascomycotina, Clase Pyrenomycetes).

Descripción: Teleomorfo: ascomas de 250-400 μm de diámetro; ascas en forma de saco o de clavo, de 45-55 x 17-22 μm , con ocho ascosporas, corto pedicelo y ápice de agudo a obtuso. Ascosporas dispuestas irregularmente, de 20-25 x 5-8,5 μm , de fusiformes a elipsoidales-fusiformes, generalmente curvadas y aplanadas por un lado, de pared fina, hialinas, de pared lisa, aseptadas y sin cubierta ni apéndice gelatinoso.

Huéspedes: *Quercus canariensis* Willd.

Sintomatología: Manchas alquitranosas en el haz de las hojas, la mayoría de las veces dispuestas a lo largo de las nerviaciones, aunque en algunos casos también dispersas por toda la superficie foliar. Estas lesiones se identifican claramente por su aspecto de estroma brillante, negro y costroso (de 10 a 20 mm de diámetro). En la mayoría de las hojas se observan lesiones pequeñas, y en la mayoría de los árboles afectados los daños no son demasiado severos, salvo en algunos pies situados en zonas más húmedas que se ven afectados por clorosis en hojas e intensa defoliación.

Referencias:

– Trapero, A., Sánchez, M.E. (2003). *Quercus canariensis*, a new host of *Trabutia quercina*. Plant Disease 87: 201.

Tranzschelia pruni-spinosae (Pers.) Dietel Roya

Taxonomía: Reino Fungi, Filo Basidiomycota (División Eumycota, Subdivisión Basidiomycotina, Clase Urediniomycetes).

Descripción: Es una roya heteroica macrocíclica. En su ciclo produce espermogonios y ecios sobre *Anemone*, mientras que produce uredinios pardos dorados y telios oscuros sobre *Prunus*. Los ecios hipofilos son prominentes con un margen amplio revoluto, 3-5 lobulado; los uredinios son hipofilos, de color pardo dorado, con parafisos y forman urediniosporas fusiformes o clavadas, de 22-43 x 13-19 μm , con una pared pardo dorada marcadamente engrosada hacia el ápice. Los telios son hipofilos, oscuros y forman teliosporas bicelulares, globosas y de color castaño, que miden 28-40 x 17-23 μm . Las urediniosporas son fusiformes a clavadas, pardo doradas y engrosada la pared en el ápice.

Huéspedes: Albaricoquero, almendro, ciruelo, melocotonero.

Sintomatología: Causa la defoliación prematura, reducción del crecimiento de ramos, muerte progresiva local y reducción de la floración en la estación siguiente al momento de la infección.

Referencias:

- Commonwealth Mycological Institute (CMI). (1962). Distribution of *Tranzschelia pruni-spinosae* (Pers.) Diet. CMI Map 223, 2nd. Edition.

***Trichoderma aureoviride* Rifai**

Podredumbre de cítricos

Taxonomía: Reino Fungi, Hongos Mitospóricos (División Eumycota, Subdivisión Deuteromycotina Clase Hyphomycetes).

Descripción: Colonias de crecimiento muy rápido, amarillentas a verdes, flocosas, con conidióforos ramificados que terminan en fiálidas en número de 3 ó más. Conidias hialinas o verdes, de paredes lisas, obovoides, con la base truncada, de 3-4,8 x 2-3 μm .

Huéspedes: Cítricos (mandarinas, naranjas y limones).

Sintomatología: Síntomas de podredumbre no blanda, que no hace perder a los frutos la forma esférica. Es un patógeno típico de herida o de tejido cortical lesionado. Posee una fase saprofita en el suelo y su actividad patógena la ejerce únicamente si los frutos están maduros. Penetra por las áreas de la corteza lesionadas e inicia la colonización en pocos días, adquiriendo la corteza infectada un color marrón oscuro.

Referencias:

- Kubicek, C. P., Harman, G. E. (edit.) (1998). *Trichoderma and Gliocladium* vol 1. Basic biology, taxonomy and genetics. Edit. Taylor & Francis. 278 pp.
- Tuset, J., Hinarejos, C., Mira, J.L. (1997). Enfermedades fúngicas de la posrecolección de los agríos actualmente en progreso. *Phytoma España* 90: 69-76.

Trichothecium roseum (Bull.) Lk.

Taxonomía: Reino Fungi, Hongos Mitospóricos (División Eumycota, Subdivisión Deuteromycotina, Clase Hyphomycetes).

Descripción: Forma un micelio hialino y septado. Los conidióforos surgen sobre el filamento micelial y son erectos, reunidos en grupos y llevan en el extremo las conidias. Éstas son piriformes, uniseptadas, rojizas en masa y miden 12-19 x 8-10 μm .

Huéspedes: Castaño, pino.

Sintomatología: Causa graves daños en los conos de las coníferas. El tejido infectado comienza por oscurecerse para posteriormente desarrollar un micelio, primeramente blanquizco y que más tarde se vuelve rojizo.

Referencias:

- Fernández de Ana, F.J. (1974). El *Trichothecium roseum* en la destrucción de los frutos forestales. Anales del Instituto Nacional de Investigaciones Agrarias. Recursos Naturales 1: 179-185.

***Trochila ilicina* (Nees) Courtec.**

Sinónimos: *Eusteqia ilicis* Chevall., *Sphaeria concava* Berk., *S. ilicina* Nees, *Steqia ilicis* (Chevall.) Fr., *Trochila ilicina* (Nees) Greenhalgh & Morgan-Jones, *T. ilicis* (Fr.) P. Crouan & H. Crouan, *Xyloma concava* Grev.

Taxonomía: Reino Fungi, Filo Ascomycota (División Eumycota, Subdivisión Ascomycotina, Clase Discomycetes).

Descripción: Los cuerpos de fructificación son de tipo apotecio, de color negro y lo suficientemente grandes como para poder observarse a simple vista, lo que facilita la identificación del hongo. El apotecio rompe la epidermis cuando madura a través de un disco circular de unos 0,8 mm de diámetro para permitir la dispersión de las ascosporas.

Huéspedes: *Ilex aquifolium* (acebo).

Sintomatología: Manchas pardas que aparecen inicialmente por los bordes de las hojas, y que se van extendiendo hasta invadir por completo el limbo. Las hojas aún prendidas o recién caídas adoptan finalmente una tonalidad pajiza uniforme. Sobre ellas se detectan fácilmente los cuerpos de fructificación del hongo. Es un hongo específico muy frecuente, pero con un claro comportamiento secundario. Acelera la muerte de las hojas del acebo.

Referencias:

- Muñoz López, C., Pérez Fortea, V., Cobos Suárez, P., Hernández Alonso, R., Sánchez Peña, G. (2003). Sanidad Forestal. Guía en imágenes de plagas, enfermedades y otros agentes presentes en los montes. Ed. Mundi-Prensa, Madrid, 576 pp.

***Uncinula clandestina* (Biv. Bern.) Schr.
Oidio del olmo**

Taxonomía: Reino Fungi, Filo Ascomycota (División Eumycota, Subdivisión Ascomycotina, Clase Pyrenomycetes).

Descripción: Teleomorfo: cleistotecios globosos, al principio amarillos y posteriormente negros cuando van alcanzando la madurez. Tienen apéndices hialinos, simples y curvados en forma de espiral en el ápice. Contienen varias ascas de elipsoidales a oblongas. Ascosporas hialinas, unicelulares y de oblongas a elípticas. Anamorfo: micelio inicialmente evanescente, después a modo de telaraña, nunca fieltroso, que en el momento de la producción de conidias se convierte en polvoriento. Conidias hialinas, unicelulares, de forma cilíndrica o de barril y formadas en cadenas cortas

Huéspedes: Olmo.

Sintomatología: El micelio es externo y se desarrolla en el haz de las hojas. Aparecen manchas blanquecinas dispersas que van aumentando y cubriendo el limbo con un polvillo de aspecto harinoso.

Referencias:

- Santiago Merino, R. (1996). *Uncinula clandestina* (Biv. Bern.) Schr. Oidio del olmo. Fichas de diagnóstico en laboratorio de organismos nocivos de los vegetales. Ficha 147. MAPA. Madrid.

Urocystis agropyri (Preus) Schröter Carbón

Taxonomía: Reino Fungi, Filo Basidiomycota (División Eumycota, Subdivisión Basidiomycotina, Clase Ustilaginomycetes).

Descripción: Forma una masa de esporas pulverulenta, de color marrón oscuro a negro, compuesta únicamente por bolas de esporas de forma oblonga a subesférica, con una a cinco esporas cada una. Las esporas son subglobosas o ligeramente aplanadas, con las paredes de color marrón oscuro y de superficie lisa; miden 11-20 μm de diámetro.

Huéspedes: Trigo, gramíneas pratenses.

Sintomatología: Aparición de soros lineales y negros a lo largo de las hojas y entre las venas. Puede dar lugar al enanismo de la planta.

Referencias:

- Arnaud, G., Arnaud, M. (1931). *Traité de Pathologie Végétal*. Tome I, II, III et Atlas, 1900 pp. Paul Lechevalier et fils, Paris.
- Commonwealth Mycological Institute (CMI). (1965). *Distribution of Urocystis agropyri* (Preuss) Schroet. CMI Map 80, 3rd. Edition.

Urocystis cepulae Frost

Carbón de la cebolla

Taxonomía: Reino Fungi, Filo Basidiomycota (División Eumycota, Subdivisión Basidiomycotina, Clase Ustilaginomycetes).

Descripción: Los soros se presentan como pústulas en la epidermis. Las masas de esporas pulverulentas de color marrón oscuro a las que da lugar están cubiertas por una capa de células estériles, de color pardo oscuro y 4-6 μm de diámetro, y de esporas fértiles de color pardo rojizo y paredes de superficie lisa, que miden 11-14 μm de diámetro.

Huéspedes: Ajo, cebolla, cebolleta, puerro.

Sintomatología: Aparecen estrías plateadas a lo largo de las hojas cotiledonares. Estas estrías se rompen causando lesiones de color pardo oscuro. Las plantas jóvenes suelen morir cuando son infectadas.

Referencias:

- González-Fragoso, R. (1924). Ustilaginales de la flora española contenidos en el herbario del Museo Nacional de Ciencias Naturales de Madrid. Boletín Sociedad Española de Historia Natural 24: 116-127.

***Uromyces aloes* (Cooke) Magnus**

Roya del Aloe

Taxonomía: Reino Fungi, Filo Basidiomycota (División Eumycota, Subdivisión Basidiomycotina, Clase Urediniomycetes).

Descripción: Teliosporas pediceladas, generalmente elipsoides u obovoides, con el ápice redondeado, de 27,5-50 x 25-33,8 μm , paredes verrucosas de 2,5-7,5 μm de grosor, de color marrón-dorado. Pedicelos hialinos, largos, de 117-156 μm .

Huéspedes: *Aloe vera*.

Sintomatología: Manchas blanquecinas y amarillentas sobre el haz de las hojas y frecuentemente en la parte basal, que corresponderían a la fase espermogonio del hongo. Posteriormente, las manchas evolucionan hasta formar lesiones eruptivas o pústulas, de color marrón-dorado a marrón-oscuro, coalescentes y dispuestas concéntricamente en grupos redondeados de 3-5 cm de diámetro, que corresponderían a la fase telio. Si las condiciones medioambientales son adecuadas (temperaturas suaves y alta humedad), el número de pústulas se incrementa y causa el desecamiento de toda la lámina foliar.

Referencias:

- Alvarez, L.A., Vicent, A., Armengol, J., García-Jiménez, J., García-Figueres, F., Montón, C. (2004). Detección de *Uromyces aloes* sobre *Aloe vera*. *Phytoma España* 163: 22-25.

Uromyces appendiculatus (Pers.) Unger

Roya

Taxonomía: Reino Fungi, Filo Basidiomycota (División Eumycota, Subdivisión Basidiomycotina, Clase Urediniomycetes).

Descripción: Es una roya autoica macrocíclica. Los espermogonios se forman en pequeños grupos, mientras que los ecios se forman en grupos numerosos y cupulados de hasta 8 mm de diámetro. Las eciosporas son angulares de forma elipsoidal y tienen la pared rugosa e hialina; miden 15-26 μm de diámetro. Los uredios están esparcidos irregularmente y tienen color canela. Las urediosporas son elipsoidales con la pared finamente equinulada de color pardo pálido; son unicelulares y miden 20-30 x 20-26 μm . Los telios son como los uredios pero casi negros. Las teliosporas son elipsoidales, unicelulares, con la pared de color pardo claro, con los pedicelos frágiles de color hialino a amarillo pálido y miden 28-38 x 20-36 μm .

Huéspedes: Judía, *Vigna* spp.

Sintomatología: Las hojas atacadas presentan zonas amarillentas que confluyen y después se secan. Sobre las lesiones aparecen pequeñas pústulas con polvo pardo.

Referencias:

- Commonwealth Mycological Institute (CMI). (1969). Distribution of *Uromyces appendiculatus* (Pers.) Unger. CMI Map 290, 3rd Edition.
- Smith, I.M., Dunez, J., Phillips, D.H., Lelliott, R.A., Archer, S.A. (1992). Manual de enfermedades de las plantas. Ediciones Mundi-Prensa, Madrid.

***Uromyces betae* Kickx**

Roya de la remolacha

Taxonomía: Reino Fungi, Filo Basidiomycota (División Eumycota, Subdivisión Basidiomycotina, Clase Urediniomycetes).

Descripción: Es una roya autoica macrocíclica. Los ecios tienen forma de copa y contienen eciosporas globosas e hialinas de 17-21 x 23-26 μm . Los uredios son de color marrón, anfígenos, con urediosporas unicelulares, elipsoides de color marrón dorado que miden 19-24 x 26-33 μm . Los telios son de color marrón castaño, también anfígenos, con teliosporas unicelulares, elipsoides a obovadas de color marrón dorado más oscuro que las urediosporas y que miden 18-22 x 26-30.

Huéspedes: Remolacha.

Sintomatología: Comienza como pequeñas pústulas marrones sobre las hojas, para extenderse a toda la superficie foliar, causando marchitamiento y muerte de las más viejas. Las hojas jóvenes permanecen erectas, pero el limbo queda amarillento y quebradizo.

Referencias:

- Commonwealth Mycological Institute (CMI). (1968). Distribution of *Uromyces betae* Kickx. CMI Map 265, 2nd. Edition.
- Domínguez García-Tejero, F. (1951). Distribución en España de las plagas y enfermedades de la remolacha. Boletín Patología Vegetal y Entomología Agrícola 18: 181-204.
- Unamuno, L.M. (1941). Notas micológicas XIV. Contribución al estudio de los Uredinales y Ustilaginales de la flora española. Boletín Sociedad Española de Historia Natural 38: 19-36.

***Uromyces ciceris-arietini* Jacz.**

Roya

Taxonomía: Reino Fungi, Filo Basidiomycota (División Eumycota, Subdivisión Basidiomycotina, Clase Urediniomycetes).

Descripción: Roya autoica y macrocíclica. Los uredios hipofilos y dispersos, son pulverulentos y de color canela. Sus esporas son unicelulares, globosas, de pared gruesa y color marrón amarillento y miden 20-28 μm de diámetro. Los telios son de color más oscuro que los uredios y las teliosporas unicelulares tienen la pared marrón, el pedicelo hialino y la forma variable; miden 18-30 x 18-24 μm .

Huéspedes: Garbanzo.

Sintomatología: Comienza mostrando pústulas color canela redondas u ovals en las hojas. Infecciones graves causan defoliaciones y pérdidas importantes de cosecha.

Referencias:

- Commonwealth Mycological Institute (CMI). (1992). Distribution of *Uromyces ciceris-arietini* (Grog.) Jacz. CMI Map 235, 4th. Edition.
- Stevenson, J.A. (1926). Foreign plant disease. A manual of economic plant diseases which are new or not widely distributed in the USA. 198 pp. US Department of Agriculture, Federal Horticultural Board, USA.

Uromyces dianthi (Pers.) Niessl

Roya del clavel

Taxonomía: Reino Fungi, Filo Basidiomycota (División Eumycota, Subdivisión Basidiomycotina, Clase Urediniomycetes).

Descripción: Roya heteroica y macrocíclica. Forma uredinios y telios sobre *Dianthus*, *Arenaria* o *Silene*; los espermogonios y ecios sobre *Euphorbia*. Los uredinios son ovales de color pardo de óxido, siendo las urediniosporas elipsoides y de color pardo dorado, de 20-24 x 24-30 μm , fuertemente equinuladas con 3-4 poros ecuatoriales. Los telios son pardos oscuros y ovales y las teliosporas de color castaño y elipsoides; miden 23 x 25-29 μm . Los ecios, en el envés, son de color anaranjado y tienen hasta 0,5 mm de diámetro.

Huéspedes: Clavel.

Sintomatología: Aparece en las hojas y tallos de los claveles cultivados. Comienza causando manchas verde pálido sobre las que se forman masas de urediniosporas. Causa daños en hojas pudiendo llegar a la inutilización de la planta completa.

Referencias:

- Commonwealth Mycological Institute (CMI). (1992). Distribution of *Uromyces dianthi* (Pers.) Niessl. CMI Map 453, 2nd Edition.
- Rivero, J.M. del (1969). Enfermedades criptogámicas en flores y ornamentales. Anales del Instituto Nacional de Investigaciones Agrarias 18: 169-190.

Uromyces striatus Schroeter Roya

Taxonomía: Reino Fungi, Filo Basidiomycota (División Eumycota, Subdivisión Basidiomycotina, Clase Urediniomycetes).

Descripción: Es una roya heteroica macrocíclica. Los ecios esparcidos sobre la superficie foliar llevan eciosporas elipsoidales y de pared hialina y poco lisa; miden 17-22 μm de diámetro. Los uredios color canela llevan urediosporas elipsoidales, de color amarillo a pardo claro; miden 18-26 x 16-22 μm . Los telios son de color canela más oscura que los uredios y las teliosporas son elipsoidales de pared pardo claro, algo más pálido en el ápice, con pedicelos hialinos, cortos y frágiles; miden 18-24 x 16-20 μm .

Huéspedes: Alfalfa, trébol.

Referencias:

- Commonwealth Mycological Institute (CMI). (1968). Distribution of *Uromyces striatus* Schroet. CMI Map 342, 2nd. Edition.
- González Fragoso, R. (1924). Flora de la Península Ibérica. Uredinaceae. T I.– Género *Uromyces*; Uredales imperfectos. Museo Nacional de Ciencias Naturales, Madrid.

***Uromyces trifolii* (R. Hedw. ex DC.) Fuckel**

Roya del trébol

Sinónimos: *Uromyces flectens* Lagerheim.

Taxonomía: Reino Fungi, Filo Basidiomycota (División Eumycota, Subdivisión Basidiomycotina, Clase Urediniomycetes).

Descripción: Es una roya macrocíclica y autoica. Los ecios se forman en el haz de las hojas, con eciosporas esféricas de 14-21 μm de diámetro. Los soros con urediosporas y basidiosporas de color castaño oscuro cubren el envés, llegando a desbordarlo y pasar al peciolo, el pedúnculo floral y el haz. Las urediosporas, de color marrón pálido, son elípticas y miden 21-28 x 18-25 μm . Los probasidios son lisos, presentan una papila hialina y miden 19-27 x 13-18 μm . Las basidiosporas son elípticas y miden 18-22 x 10-15 μm . Los telios que forma son de color castaño. El hongo pasa el invierno sobre el huésped en forma de teliosporas, que son elipsoidales de pared pardo claro, algo más pálido en el ápice, con pedicelos hialinos, cortos y frágiles.

Huéspedes: Trébol.

Sintomatología: Los uredios y probasidios se agregan sobre las venas de las hojas, así como sobre los peciolos y tallos, dando manchas pardas sobre estos tejidos. No afecta gravemente al desarrollo de la planta.

Referencias:

- Commonwealth Mycological Institute (CMI). (1965). Distribution of *Uromyces trifolii* (DC) Lévl. CMI Map 405, 1st. Edition.
- Unamuno, L.M. (1935). Notas Micológicas. XI. Algunas especies interesantes de micromycetes de Vizcaya. Boletín Sociedad Española de Historia Natural 35: 423-436.

***Ustilago avenae* (Pers.) Rostrup** **Carbón desnudo de la avena**

Sinónimos: *Ustilago segetum* var. *avenae* (Pers) Brunaud.

Taxonomía: Reino Fungi, Filo Basidiomycota (División Eumycota, Subdivisión Basidiomycotina, Clase Ustilaginomycetes).

Descripción: Forma teliosporas de forma esférica a subesférica, de color que va del pardo verduzco claro al negro. Son finamente equinuladas y miden 4-8 µm de diámetro. El color general de la masa de esporas es pardo verduzco. *U. nigra*, causante del carbón desnudo de la cebada, se le suele considerar como sinónimo de *U. avenae*.

Huéspedes: Avena.

Sintomatología: Los soros pulverulentos de color pardo verduzco sustituyen a los granos. Al quedar las glumas destruidas, las esporas se extienden con facilidad. Puede causar la muerte de plántulas. También causa lesiones y masas de esporas en la hoja bandera.

Referencias:

- Commonwealth Mycological Institute (CMI). (1993). Distribution of *Ustilago segetum* var. *avenae* (Pers.) Brun. CMI Map 238, 4th Edition.
- González Frago, R. (1916). Trabajos del Museo Nacional de Ciencias Naturales de Madrid. Museo Nacional de Ciencias Naturales. Serie Botánica 10: 60.

***Ustilago cynodontis* (Pass.) Henn.**
Carbón

Taxonomía: Reino Fungi, Filo Basidiomycota (División Eumycota, Subdivisión Basidiomycotina, Clase Ustilaginomycetes).

Descripción: Los soros se desarrollan sobre todo en la inflorescencia del huésped, reduciéndola a una masa de esporas pulverulenta. Las esporas son de color marrón rojizo, de forma globosa a subglobosa y miden 5-8 µm de diámetro. La pared tiene la superficie lisa.

Huéspedes: Grama.

Sintomatología: Las inflorescencias atacadas se destruyen parcialmente, reduciéndose a la masa de esporas. También se encuentran en el eje de la inflorescencia, así como en las hojas. Se han descrito agallas producidas por este hongo.

Referencias:

- Unamuno, L.M. (1941). Notas micológicas XIV. Contribución al estudio de los Uredinales y Ustilaginales de la flora española. Boletín Sociedad Española de Historia Natural 38: 19-36.

***Ustilago hordei* (Pers.) Lagerh.**
Carbón vestido de la cebada y la avena

Sinónimos: *Ustilago segetum* var. *segetum* (Pers.) Brunaud; *U. segetum* var. *hordei* (Pers.) Ravenh.

Taxonomía: Reino Fungi, Filo Basidiomycota (División Eumycota, Subdivisión Basidiomycotina, Clase Ustilaginomycetes).

Descripción: La masa de teliosporas que sustituye al ovario tiene un color pardo a negro purpúreo. Las esporas tienen forma esférica a subesférica, son de color amarillento a pardo y su pared es lisa y delgada; miden 5-11 μm de diámetro.

Huéspedes: Avena, cebada.

Sintomatología: La membrana del soro, que sustituye a los granos en las espigas, no se rompe hasta el momento de la recolección. Las espigas infectadas crecen más tarde que las sanas. También se pueden formar soros en bandas sobre la hoja bandera o como agallas en el tallo.

Referencias:

- Commonwealth Mycological Institute (CMI). (1994). Distribution of *Ustilago segetum* var. *segetum* (Bull) Roussel. CMI Map 460, 2nd Edition.
- González Fragoso, R. (1916). Trabajos del Museo Nacional de Ciencias Naturales de Madrid. Museo Nacional de Ciencias Naturales. Serie Botánica 10: 40.

Ustilago maydis (DC.) Corda Carbón del maíz

Sinónimos: *Ustilago zae* (Beckm.) Unger.

Taxonomía: Reino Fungi, Filo Basidiomycota (División Eumycota, Subdivisión Basidiomycotina, Clase Ustilaginomycetes).

Descripción: Los soros son hinchazones irregulares en los tejidos del huésped, de 1-15 cm, al principio limitados por una membrana blanca, crema o verdosa, de los tejidos del hongo y del huésped, que acaba por romperse. La masa de esporas es pulverulenta y marrón oscura, con esporas globosas a elipsoidales de 8-12 µm de diámetro.

Huéspedes: Maíz.

Sintomatología: Provoca tumores grandes e irregulares sobre hojas, tallos e inflorescencias. Las lesiones evolucionan desde blancas, grisáceas, hasta liberar las esporas negras.

Referencias:

- Commonwealth Mycological Institute (CMI). (1969). Distribution of *Ustilago maydis* (DC) Corda. CMI Map 93, 4th. Edition.
- González-Fragoso, R. (1924). Ustilaginales de la flora española contenidos en el herbario del Museo Nacional de Ciencias Naturales de Madrid. Boletín Sociedad Española de Historia Natural 24: 116-127.
- Marín, J.P., Segarra, J., Almacellas, J. (1992). Enfermedades de los cereales en Cataluña en 1988-90. Investigación Agraria, Producción y Protección Vegetales 7: 261-275.
- Unamuno, L.M. (1941). Notas micológicas XIV. Contribución al estudio de los Uredinales y Ustilaginales de la flora española. Boletín Sociedad Española de Historia Natural 38: 19-36.

Ustilago nuda (Jensen) Rostrup Carbón desnudo de la cebada y el trigo

Sinónimos: *Ustilago segetum* var. *tritici* (Pers.) Brunaud; *Ustilago tritici* Rostrup.

Taxonomía: Reino Fungi, Filo Basidiomycota (División Eumycota, Subdivisión Basidiomycotina, Clase Ustilaginomycetes).

Descripción: Los soros que reemplazan al grano aparecen cubiertos por una fina membrana, pero luego se liberan de ella con facilidad. La masa de esporas es pulverulenta y de color marrón oliváceo. Las esporas son esféricas a subesféricas, marrón pálido algo amarillento y finamente equinuladas, de 5-8 μm de diámetro.

Huéspedes: Cebada, trigo.

Sintomatología: En el espigado se puede notar un cambio de color de las hojas hacia amarillento o pardo. Las espigas atacadas crecen antes y hasta mayor tamaño y altura que las sanas. Los granos son sustituidos por los soros, que se liberan de la espiga con facilidad.

Referencias:

- Commonwealth Mycological Institute (CMI). (1993). Distribution of *Ustilago segetum* var. *tritici* (Pers.) Brun. CMI Map 368, 4th Edition.
- González Fragoso, R. (1916). Trabajos del Museo Nacional de Ciencias Naturales de Madrid. Museo Nacional de Ciencias Naturales. Serie Botánica 10: 16.

***Valsa abietis* Fr. [Anamorfo: *Cytospora pinastri* (Fr.: Fr.)]**

Sinónimos: Del teleomorfo: *Sphaeria abietis* Fr., *S. friesii* Duby, *Valsa cenisia* De Not., *V. friesii* (Duby) Fuckel, *V. friesii* Nitschke.

Taxonomía: Reino Fungi, Filo Ascomycota (División Eumycota, Subdivisión Ascomycotina, Clase Pyrenomycetes).

Descripción: Teleomorfo: en cada estroma se desarrollan entre 5 y 30 peritecios de forma circular; los cuellos convergen en la parte superior. Las ascosporas son incoloras, unicelulares, con forma de salchicha y tienen 5-30 μm de largo. Anamorfo: el estroma se desarrolla justo debajo de la corteza y es cónico. Los picnidios rompen la corteza y erumpen en masas negras a grises o incluso blancas. Cada picnidio contiene una única cámara grande e irregularmente lobulada, que se abre por un poro en la punta. Las conidias son pequeñas, de 1,5 x 4 μm , unicelulares, hialinas y con forma de salchicha. Emergen del picnidio por el ostiolo en masas mucilaginosas en forma de hilos retorcidos de color amarillo anaranjado.

Huéspedes: *Abies alba*.

Sintomatología: Es frecuente la presencia de acículas pardo rojizas que se mantienen a lo largo del año prendidas. El hongo forma sobre la superficie adaxial de éstas pequeños cuerpos fructíferos negros irrumpientes, que también se pueden formar en los ramillos y se acumulan en la base de los brotes muertos. Este hongo se encuentra comúnmente en las acículas muertas, aunque se sospecha que potencialmente puede matar a las acículas y brotes jóvenes. La muerte basípeta asociada a la presencia del hongo no mata al huésped, pero sí produce malformaciones en las copas de los árboles jóvenes.

Referencias:

- Muñoz López, C., Pérez Fortea, V., Cobos Suárez, P., Hernández Alonso, R., Sánchez Peña, G. (2003). Sanidad Forestal. Guía en imágenes de plagas, enfermedades y otros agentes presentes en los montes. Ed. Mundi-Prensa, Madrid, 576 pp.

***Valsa sordida* Nitschke**
[Anamorfo: *Cytospora chrysosperma* (Pers.) Fr.]

Sinónimos: Del teleomorfo: *Naemaspora chrysosperma* Pers.

Taxonomía: Reino Fungi, Filo Ascomycota (División Eumycota, Subdivisión Ascomycotina, Clase Pyrenomycetes).

Descripción: Sobre el huésped se observa sobre todo el anamorfo: aparecen picnidios negruzcos subcorticales, apreciándose sólo un extremo que está provisto de un ostiolo. Los cuerpos fructíferos se caracterizan por la forma en la que emiten millones de conidias en tiempo húmedo, aglutinadas en cirros amarillo-anaranjados. Conidias de tamaño 3-5 x 0,5-2 µm.

Huéspedes: Todas las especies de *Populus* y *Salix*.

Sintomatología: Parásito oportunista, está siempre presente en los chopos que vegetan en malas condiciones por factores diversos. Provoca decoloraciones rojizas de la corteza rodeando heridas o ramificaciones; formación de chancros con depresiones de la corteza y desprendimiento de ésta; la corteza interna se vuelve negra y emite un olor especial; la madera aparece rojizo-atabacada y húmeda. El anillado de las ramas infectadas provoca la muerte de las zonas situadas por encima de la lesión. Ataca principalmente a estaquillas y a árboles jóvenes situados en lugares inadecuados o afectados por estrés hídrico.

Referencias:

- Muñoz López, C., Pérez Fortea, V., Cobos Suárez, P., Hernández Alonso, R. y Sánchez Peña, G. (2003). Sanidad Forestal. Guía en imágenes de plagas, enfermedades y otros agentes presentes en los montes. Ed. Mundi-Prensa, Madrid, 576 pp.

***Valsaria insitiva* (Tode) Ces. & de Not.
[Anamorfo: *Cytospora rubescens* Fr.]**

Sinónimos: Del teleomorfo: *Valsa cincta* (Fr.) Fr., *Leucostoma cinctum* (Fr.) Höhn. y numerosos sinónimos más englobados en los géneros *Diatrype*, *Dothidea*, *Pseudovalsa*, *Sphaeria*, *Valsa* y *Valsaria*. Del anamorfo: *Cytospora cincta* Sacc., *Leucocytospora cincta* (Sacc.) Höhnel.

Taxonomía: Reino Fungi, Filo Ascomycota (División Eumycota, Subdivisión Ascomycotina, Clase Pyrenomycetes).

Descripción: Teleomorfo: ascostromas valsoides inmersos en la peridermis de los troncos, ramas y ramas secundarias muertas. Peritecios con un ostiolo que aflora a la superficie del estroma. Ascosporas filiformes, de 16-24 x 2,5-6 µm. Anamorfo: ya sea por separado o, en ocasiones, en el ascostroma, se desarrollan conidiomas con conidias hialinas y alantoides de 6 µm de longitud media que son expulsadas en una masa gelatinosa.

Huéspedes: Albaricoquero, melocotonero.

Sintomatología: Ataca a las plantas previamente dañadas o sometidas a estrés, causando la infección y necrosis del floema, cámbium y xilema. Como consecuencia de esta infección, se produce apoplejía, muerte progresiva o chancro perenne y gomosis.

Referencias:

- Mateo-Sagasta, E. (2000). Chancros y secas causados por *Valsa* sp. En “Montesinos et al. (edit.) Enfermedades de los frutales de pepita y de hueso: 73“. SEF- Mundi-Prensa. 147 pp.
- Portilla, M.T., Tuset, J.J. (1986). Chancros de los frutales de hueso: *Leucocytospora cincta* (Sacc.) Höhnel, un coelomycete activo en el melocotonero. Investigación Agraria 1: 259-269.

***Venturia cerasi* Aderhold**
[Anamorfo: *Fusicladium cerasi* Rabenh.) Sacc.]
Moteado

Sinónimos: Del anamorfo: *Acrosporium cerasi* Rabenh. in Braun, *Cladosporium cerasi* (Rabenh.) Aderhold, *Megacladosporium cerasi* (Rabenh.) Viennot-Bourgin.

Taxonomía: Reino Fungi, Filo Ascomycota (División Eumycota, Subdivisión Ascomycotina, Clase Loculoascomycetes).

Descripción: Teleomorfo: pseudotecios agregados, subepidérmicos y globosos. Ascas cilíndricas, de tallo corto y con ocho ascosporas. Ascosporas de 10-14 x 4-6 µm, de color marrón pálido, con un único septo por debajo del punto medio, donde se constriñen. Anamorfo: conidias de 16-23 x 5-7 µm, lisas o rugosas, fusiformes, anchas, de color marrón oliváceo pálido, apuntadas en el ápice y truncadas en la base.

Huéspedes: Cerezo.

Sintomatología: Causa el moteado de la hoja y del fruto del cerezo. Pasa el invierno en hojas muertas y en ramas. Es de importancia secundaria.

Referencias:

- Commonwealth Mycological Institute (CMI). (1969). Distribution of *Venturia cerasi* Aderh. CMI Map 196, 2nd. Edition.
- Laboratorio de Criptogamia. (1943). Informe del trabajo llevado a cabo por la Estación de Fitopatología de La Coruña durante 1942. Publicación Estación Fitopatología Agrícola de La Coruña 23: 21-57.
- Sivanesan, A., Holliday, P. (1981). *Venturia cerasi*. CMI Descriptions of Pathogenic Fungi and Bacteria n° 706.

***Venturia inaequalis* (Cooke) Winter**
[Anamorfo: *Spilocaea pomi* Fr.]
Moteado, sarna, roña del manzano

Sinónimos: Del teleomorfo: *Sphaerella inaequalis* Cke., *Spilosticta inaequalis* (Cke.) Petrak, *Endostigma inaequalis* (Cke.) Sydow, *Sphaeria cinerascens* Fuckel, *Sphaerella cinerascens* Fuckel. Del anamorfo: *Fusicladium dentriticum* (Wallr.) Fuckel, *F. pomi* (Fr.) Lind., *Helminthosporium pyrorum* Lib.

Taxonomía: Reino Fungi, Filo Ascomycota (División Eumycota, Subdivisión Ascomycotina, Clase Loculoascomycetes).

Descripción: Teleomorfo: pseudotecios, en ocasiones con setas oscuras. Ascas cilíndricas, bitunicadas, de 60-70 x 7-12 µm. Ascosporas de 13-16 x 6-8 µm, uniseptadas asimétricamente y de color hialino a verdoso al principio y oliváceo al final de su desarrollo. Anamorfo: conidióforos desarrollados sobre un estroma subcuticular que producen conidias de forma sucesiva con anillamientos característicos (conidiogénesis anelídica). Conidias de 12-30 x 6-10 µm, obpiriformes-obclavadas, de color pardo oliváceo pálido, de superficie lisa, con uno o ningún septo.

Huéspedes: Manzano.

Sintomatología: Causa moteado en hojas, flores y frutos. En ambas superficies de la hoja se desarrollan manchas claras que se vuelven oliváceas con el tiempo. En los frutos causa las mismas lesiones y suberifica la superficie.

Referencias:

- Benlloch, M. (1949). Observaciones fitopatológicas en 1948. Boletín de Patología Vegetal y Entomología Agrícola 16: 203-242.
- Berra-Lertxundi, D. (2002). *Venturia inaequalis* (Cooke) Winter. Moteado o roña del manzano. Fichas de diagnóstico en laboratorio de organismos nocivos de los vegetales. Ficha 207. MAPA.
- Ortega, F., Melgarejo, P. (2000). Moteado de los frutales de hueso y de pepita (*Venturia* spp.). En “Montesinos et al. (edit.) Enfermedades de los frutales de pepita y de hueso: 51-53“. SEF- Mundi-Prensa. 147 pp.
- Sivanesan, A., Waller, J. M. (1974). *Venturia inaequalis*. CMI Descriptions of Pathogenic Fungi and Bacteria n° 401.

***Venturia populina* (Vuill.) Fabric.**
[Anamorfo: *Pollaccia elegans* Servazzi]

Sinónimos: Del teleomorfo: *Didymosphaeria populina* Vuill. Del anamorfo: *Fusicladium radiosum* (Lib.) Lind var. *balsamiferae* J. J. Davies.

Taxonomía: Reino Fungi, Filo Ascomycota (División Eumycota, Subdivisión Ascomycotina, Clase Loculoascomycetes).

Descripción: Teleomorfo: pseudotecios globosos e inmersos. Ascas cilíndricas con 8 ascosporas. Ascosporas de 18-30 x 10-16 µm, de color marrón oliváceo pálido, elípticas y septadas en el tercio inferior, donde se constriñen. Anamorfo: conidióforos emergen solitarios o en grupos del estroma, cilíndricos, subhialinos a hialinos y unicelulares. Conidias de 23-39 x 9-14 µm, solitarias, elípticas o fusoides, truncadas en la base, de color marrón oliváceo y con dos septos.

Huéspedes: Chopo.

Sintomatología: Causa punteado en las hojas, pudiendo llegar a causar su muerte. Produce la muerte progresiva de ramas a lo largo de la estación vegetativa.

Referencias:

- Sivanesan A. (1976). *Venturia populina*. CMI Descriptions of Pathogenic Fungi and Bacteria n° 483.
- Torres-Juan, J. (1970). Descripción de *Venturia populina* (Vuill.) Fabric. en España. Boletín del Servicio de Plagas Forestales 13: 45-50.

***Venturia pyrina* Aderhold**
[Anamorfo: *Fusicladium pyrorum* (Lib.) Fuckel]
Moteado, roña del peral

Sinónimos: Del teleomorfo: *Endostigma pyrina* (Aderh.) Syd., *Venturia pyrina* f. *pyri* Bref. Del anamorfo: *Helminthosporium pyrorum* Lib., *Megacladosporium pyrorum* (Lib.) Viennot-Bourgin, *Arthrinium pyrinum* Wallr., *Fusidium pyrinum* Corda, *Fusicladium virescens* Bon.

Taxonomía: Reino Fungi, Filo Ascomycota (División Eumycota, Subdivisión Ascomycotina, Clase Loculoascomycetes).

Descripción: Teleomorfo: pseudotecios inmersos y globosos. Ascosporas de 12-20 x 4-8 μm , con un único septo en posición asimétrica, de color hialino a verdoso que se convierte en oliváceo con el tiempo. Anamorfo: conidióforos erectos, simples, de hasta 90 μm de longitud y 4-9 μm de anchura, de color marrón oscuro u oliváceo y normalmente sin septos. Conidias de 17-30 x 6-10 μm , de color pardo oliváceo, con forma de pera.

Huéspedes: Peral.

Sintomatología: Moteado en hojas, frutos, yemas y brotes. También infecta a la madera causando hinchazones que acaban por reventar. En el fruto, el moteado puede llegar a dar deformaciones y grietas. Son importantes las infecciones en los brotes.

Referencias:

- Alfaro, A., Vicente, S. (1954). Experimentos a pequeña escala con fungicidas. Boletín Instituto de Investigaciones Agronómicas 14: 163-177.
- Commonwealth Mycological Institute (CMI). (1968). Distribution of *Venturia pyrina* Aderh. CMI Map 367, 2nd. Edition.
- Ortega, F., Melgarejo, P. (2000). Moteado de los frutales de hueso y de pepita (*Venturia* spp.). En “Montesinos *et al.* (edit.) Enfermedades de los frutales de pepita y de hueso: 51-53 “. SEF- Mundi-Prensa. 147 pp.
- Rodríguez-Rodríguez, J. M., Rodríguez-Rodríguez, R. (2002). *Venturia pyrina* Aderhold. Moteado o roña del peral. Fichas de diagnóstico en laboratorio de organismos nocivos de los vegetales. Ficha 208. MAPA.
- Sivanesan, A., Waller, J. M. (1974). *Venturia pyrina*. CMI Descriptions of Pathogenic Fungi and Bacteria n° 404.

***Verticillium albo-atrum* Reinke & Berthold**

Taxonomía: Reino Fungi, Hongos Mitospóricos (División Eumycota, Subdivisión Deuteromycotina, Clase Hyphomycetes).

Descripción: Forma conidióforos hialinos, ramificados verticilarmente, con 2-4 fiálidas en cada nódulo. Las conidias se producen en los extremos de las fiálidas y son hialinas, elipsoides a subcilíndricas, principalmente unicelulares y miden 3,5-10,5 x 2-4 µm. Forma un micelio durmiente pardo oscuro a negruzco, aunque algunas veces tiene sectores hialinos.

Huéspedes: Alfalfa, patata, pepino, tomate.

Sintomatología: El hongo, que penetra por las raíces o por heridas, llega hasta el xilema desde donde se extiende al resto de la planta. El huésped comienza perdiendo la turgencia, más tarde presenta marchitez acompañada de clorosis marginales o intervenales, hasta llegar, en casos graves, a la defoliación total.

Referencias:

- Commonwealth Mycological Institute (CMI). (1968). Distribution of *Verticillium albo-atrum* Reinke & Berth. CMI Map 365, 2nd. Edition.
- Estaciones de Patología Vegetal. (1926). Trabajos de las Estaciones de Patología Vegetal. Publicación Estación Patología Vegetal 1: 107-113.
- González-Torres, R., López Cosme, E, Cambra Alvarez, M. (2000). La verticilosis vascular de la alfalfa en Aragón. Res. X Congreso Sociedad Española de Fitopatología. Valencia. P. 179.
- González-Torres R., Cambra, M. (2002). Puesta a punto de un método rápido de detección de resistencia genética a la verticilosis de la alfalfa. Actas de Horticultura 34: 189-194.

Verticillium dahliae Kleb.

Taxonomía: Reino Fungi, Hongos Mitospóricos (División Eumycota, Subdivisión Deuteromycotina, Clase Hyphomycetes).

Descripción: Forma conidióforos hialinos, más o menos erectos, ramificados verticilarmente y con 3-4 fiáldas en cada nódulo. Las conidias son hialinas, elipsoides a subcilíndricas, principalmente unicelulares en los ápices de las fiáldas y miden 2,5-8 x 1,4-3,2. Forma microesclerocios hialinos, pardo oscuros o negros.

Huéspedes: Algodón, girasol, melocotonero, olivo, tomate, pimiento.

Sintomatología: El hongo, que penetra por las raíces o por heridas, llega hasta el xilema desde donde se extiende al resto de la planta. Sólo cuando está en una fase muy avanzada de la enfermedad se produce un crecimiento del hongo fuera de los tejidos vasculares. Se observará una flacidez diurna de la planta hasta llegar a una marchitez permanente, que puede desembocar en la muerte. En los frutales de hueso se muestra como marchitez y necrosis foliar en ramas individuales y ocasionalmente muerte de la planta.

Referencias:

- Bejarano Alcázar, J., Melero Vara, J.M., Blanco López, M.A., Jiménez-Díaz, R.M. (1995). Influence of inoculum density of defoliating and nondefoliating pathotypes of *Verticillium dahliae* on epidemics of *Verticillium* wilt of cotton in Southern Spain. *Phytopathology* 85: 1474-1481.
- Bejarano Alcázar, J., Blanco López, M.A., Melero Vara, J.M., Jiménez-Díaz, R.M. (1996). Etiology, importance, and distribution of *Verticillium* wilt of cotton in southern Spain. *Plant Disease* 80: 1233-1238.
- Bejarano Alcázar, J., Blanco López, M.A., Melero Vara, J.M., Jiménez-Díaz, R.M. (1997). The influence of *Verticillium* wilt epidemics on cotton yield in southern Spain. *Plant Pathology* 46: 168-178.
- Blanco-López, M.A., Jiménez-Díaz, R.M., Caballero, J.M. (1984). Symptomatology, incidence and distribution of *Verticillium* wilt of olive trees in Andalucía. *Phytopathologia Mediterranea* 23: 1-8.
- Blanco-López, M.A., Bejarano-Alcázar, J., Melero-Vara, J.M., Jiménez-Díaz, R.M. (1989). Current status of *Verticillium* wilt of cotton in southern Spain: pathogen variation and population in soil. *NATO ASI Cell Biology* 28: 123-132.

- Jiménez-Díaz, R., Montes-Agusti, F. (1974). Notas sobre *Verticillium dahliae* Kleb., causante de marchitez en diversos huéspedes. Anales del Instituto Nacional de Investigaciones Agrarias. Protección Vegetal 4: 11-18.
- Jiménez-Díaz, R., Blanco López, M.A., Melero Vara, J.M. (1985). Marchitez en alazor causada por *Verticillium dahliae* Kleb., en Andalucía. Anales del Instituto Nacional de Investigaciones Agrarias. Protección Vegetal 28: 151-170.
- Palazón, C., Palazón, I. (1989). Estudios epidemiológicos sobre la tristeza del pimiento en la zona del Valle Medio del Ebro. Boletín de Sanidad Vegetal, Plagas 15: 233-262.
- Rodríguez Jurado, D., Blanco López, M.A., Rapoport, H.F., Jiménez-Díaz, R.M. (1993). Present status of *Verticillium* wilt of olive in Andalucía (Spain). Bulletin OEPP 23: 513-516.

***Verticillium theobromae* (Turc.) Mason & Hughes**

Cigarro de la platanera

Sinónimos: *Stachylidium theobromae* Turc.

Taxonomía: Reino Fungi, Hongos Mitospóricos (División Eumycota, Subdivisión Deuteromycotina, Clase Hyphomycetes).

Descripción: Forma conidióforos hialinos, algunas veces marrones en la parte inferior, ramificados verticilarmente, con 3-6 fiálidas en cada nódulo, en cuyos extremos se forman las conidias hialinas, elipsoides a subcilíndricas, principalmente unicelulares, que miden 3-8 x 1,5-3 μm .

Huéspedes: Platanera.

Sintomatología: Marchitez y ennegrecimiento del extremo del fruto. Es una podredumbre que tiene lugar sobre el fruto almacenado.

Referencias:

- Commonwealth Mycological Institute (CMI). (1966). Distribution of *Verticillium theobromae* (Turc.) Mason & Hughes. CMI Map 146, 2nd. Edition.
- Holmes, E. (1930). The Canary banana. Banana cultivation in the Canaries. Tropical Agriculture 6: 320-325.
- Wardlaw, C.W., McGuire, L.P. (1931). The behaviour and diseases of banana in storage and transport with special references to chilling. Tropical Agriculture 8: 139-147.

***Wojnowicia hirta* Sacc.**

Sinónimos: *Wojnowicia graminis* (McAlp.) Sacc.

Taxonomía: Reino Fungi, Hongos Mitospóricos (División Eumycota, Subdivisión Deuteromycotina, Clase Coelomycetes).

Descripción: Forma picnidios setosos, de gran tamaño, globosos e inmersos en el tejido del huésped; tienen además la pared gruesa de color marrón oscuro. Las conidias tienen siete septos, son de color marrón pálido a amarillento, con forma de hoz, de 38-45 x 3,5-4 μm y con el ápice en forma de cuerno.

Huéspedes: Trigo.

Sintomatología: Forma picnidios sobre las raíces de las gramíneas, pero no afecta al crecimiento de la planta y parece ser un parásito de debilidad.

Referencias:

– Alfaro, A. (1940). Una septoriosis del trigo. Boletín Patología Vegetal y Entomología Agrícola 9: 205-211.

Nematodos

Aphelenchoides fragariae (Ritzema Bos) Christie

Taxonomía: Nemata; Secernentea; Tylenchida; Aphelenchoididae.

Descripción: Cuerpo delgado de tamaño medio (0,4 a 0,8 mm de longitud). Región labial sin estrías, elevada, anteriormente aplanada con los bordes redondeados casi continuos con el cuerpo. Campos laterales formando una banda estrecha con dos líneas. Estilete (10-11 μm) con los nódulos basales pequeños pero bien diferenciados. Espermateca alargada oval. Región caudal de alargada a conoide con el "terminus" puntiagudo y sin mucrón. Machos frecuentes y similares a la hembra con la región caudal marcadamente curvada cuando está relajado. Son parásitos obligados de hojas, bulbos, yemas y tallos y tienen gran capacidad de criptobiosis, pudiendo sobrevivir a temperaturas bajas dentro de los tejidos vegetales.

Huéspedes: Plantas ornamentales (Liliáceas, Primuláceas y Ranunculáceas) y fresa.

Sintomatología: Su infestación causa alteraciones de tamaño y deformaciones en las hojas y tallos de las yemas y bulbos. En las plantas de fresa el nematodo ocasiona graves distorsiones en las hojas y la muerte de yemas florales, lo que reduce seriamente el rendimiento del cultivo.

Dispersión: Mediante el trasplante de bulbos, estolones o semillas infestadas y mediante el agua de riego (aspersión).

Distribución geográfica: América del Norte, Australia, Corea, China, Europa, India, Japón, Méjico y Rusia. En España se ha encontrado en Canarias, Guipúzcoa, Huelva y Málaga.

Referencias:

- Escuer, M., Berra, D., Bello, A. (1995). *Aphelenchoides fragariae* un nematodo patógeno de bulbos y hojas en plantas para flor cortada. *Phytoma* 73: 39-43.
- Vega, J.M., Páez, J.I., López-Aranda, J.M., Medina, J.J., Miranda, L., Montes, F. (2002). Nematodes on strawberries in Southern Spain: effects on yield and control of *Meioidogyne hapla*. Abstract IV International Congress of Nematology. Tenerife.

Aphelenchoides ritzemabosi (Schwartz) Steiner and Buhrer

Taxonomía: Nemata; Secernentea; Tylenchida; Aphelenchoididae.

Descripción: Cuerpo delgado de tamaño moderado (0,7 a 1,2 mm de longitud). Región labial hemisférica y separada del cuerpo por una constricción. Estilete (10-12 μ m) con los nódulos basales pequeños pero bien diferenciados. Espermateca alargada oval. Región caudal de alargada a conoide cuyo “terminus” presenta una proyección con dos o cuatro espinas. Machos frecuentes y similares a la hembra con la región caudal marcadamente curvada. Son parásitos obligados de hojas, bulbos, yemas y tallos y tienen gran capacidad de criptobiosis, pudiendo sobrevivir a temperaturas bajas dentro de los tejidos vegetales.

Huéspedes: Plantas ornamentales y fresa.

Sintomatología: Su infestación causa alteraciones de tamaño y deformaciones en las hojas y tallos de las yemas y bulbos. En las plantas de fresa el nematodo ocasiona graves distorsiones en las hojas y la muerte de yemas florales, lo que reduce seriamente el rendimiento del cultivo.

Dispersión: Mediante el trasplante de bulbos, estolones o semillas infestadas y mediante el agua de riego (aspersión).

Distribución geográfica: América del Norte, Australia, Europa, Méjico, Nueva Zelanda y Rusia. En España se ha encontrado en las Islas Canarias.

Referencias:

- Sturhan, D. (1973). Leaf and stem nematodes in the Azores, Madeira and the Canary Islands. *Agronomía Lusitana* 35: 21-26.

Ditylenchus dipsaci (Khün) Filipjev

Sinónimos: *Ditylenchus communis*, *Ditylenchus devaestratix*, *Ditylenchus devaestratix narcissi*, *Ditylenchus havensteinii*, *Ditylenchus hyacinthi*, *Ditylenchus putrefaciens*, *Ditylenchus secalis*.

Taxonomía: Nemata; Secernentea; Tylenchida, Anguinidae.

Descripción: Nematodos de tamaño moderado (1 a 1,3 mm de longitud). Región anterior no estriada y continua con el resto del cuerpo. Campos laterales formados por cuatro líneas. Estilete corto (10-13 μm) con dos nódulos basales redondeados. Esófago cilíndrico con el bulbo medio bien visible y un bulbo basal que puede solaparse ligeramente sobre el intestino. La región caudal es relativamente larga, cónica y con el extremo puntiagudo. Machos muy frecuentes, con la presencia de un ala caudal que se extiende en al menos tres cuartas partes de la longitud de la cola. Son endoparásitos migratorios de bulbos y tallos. Tanto los adultos como las fases juveniles tienen capacidad infectiva. El juvenil de cuarta edad tiene capacidad de entrar en estado quiescente y sobrevivir en condiciones desfavorables (bajas temperaturas, periodos de sequía o ausencia de planta huésped).

Huéspedes: Plantas ornamentales (jacintos, narcisos, tulipanes), hortícolas (ajo, cebolla, fresa, guisantes, habas, patatas, puerros, remolacha, tomate, zanahorias), cereales (avena, maíz) y leguminosas forrajeras (alfalfa, trébol, veza).

Sintomatología: La infestación de este nematodo produce reducción del desarrollo terminal, alteración de la coloración y necrosis de los distintos órganos vegetales y distorsiones y malformaciones de los tejidos en la base del tallo, en pecíolos y en hojas. Un nivel alto de infestación puede llegar a matar a la planta.

Dispersión: Mediante el agua de riego o por el transporte de suelo infestado. También se transmiten en estado quiescente (juveniles de cuarta edad) con semillas y bulbos.

Distribución geográfica: Es una especie muy cosmopolita que está presente en todos los continentes. En España se ha encontrado en Andalucía, Aragón, Castilla-La Mancha, Castilla y León, Cataluña, C. Valenciana, Extremadura, Galicia, C. de Madrid y R. de Murcia.

Referencias:

– Guevara Pozo, D., Tobar-Jiménez, A. (1963). Nematodos parásitos de vegetales de la Vega de Granada. *Revista Ibérica de Parasitología* 23: 347-370.

- Romero, M.D., Jiménez-Millán, F., Arias, M. (1970). Interrelación de nematodos fitoparásitos de algunos cultivos de solanáceas. P. Instituto Biología Aplicada 49:101-109.
- Wienberg, D., Seidel, H., Weiler, N. (1972). Strawberry growing in Southern Spain. Der Erdbeeranbau in Südpain Frankfurt/Main, DDR, Bundestelle für Entwicklungshilfe Abt. Landwirtschaft. 89 pp.
- Alfaro, A., Martínez-Beringola, M.L. (1973). *Ditylenchus dipsaci* on garlic, Nematología mediterránea 69.
- Arias, M., Romero, M.D. (1979). Nematodos posibles fitoparásitos asociados a los cultivos de cereales en España. Anales INIA, Sección Protección Vegetal 11: 109-130.
- Martínez-Beringola, M.L., Alfaro-García, A., Beringola, M.L.M., García, A.A. (1979). El *Ditylenchus dipsaci* (Kuhn) Filipjew en el ajo. Anales del Instituto Nacional de Investigaciones Agrarias. Protección Vegetal 9: 33-43.
- Nombela, G., Navas, A., Bello, A. (1985). *Ditylenchus dipsaci* en los cultivos de leguminosas y cereales de la Región Central. Boletín del Servicio de Plagas 11: 205-216.
- Andrés, M.F., López Fando, S. (1996). Effect of granular nematicide applications on the population density of *Ditylenchus dipsaci* in garlic. Nematropica 26: 167-170.
- Andrés, M.F., López Fando, S., Olivares-Cobo, M. (1996). Estudio epidemiológico de la enfermedad causada por el nematodo *D. dipsaci* en el cultivo del ajo de la región Central. Resúmenes VIII Congreso Nacional de la Sociedad Española de Fitopatología. Córdoba.
- Escuer, M. (1998). Nematodos del género *Ditylenchus* de interés fitopatológico. Boletín de Sanidad Vegetal y Plagas 24: 773-786.

Globodera pallida (Stone) Behrens

Sinónimos: *Heterodera pallida*.

Taxonomía: Nemata; Secernentea; Tylenchida; Heteroderidae; Heteroderinae.

Descripción: Nematodos con un marcado dimorfismo sexual. Las hembras tienen cuerpo esferoidal (0,4 a 0,7 mm de longitud) sin cono terminal. Vulva y ano situados en la región terminal surcada por una serie de estrías (aproximadamente 12) que forman un patrón característico en zig-zag. Son endoparásitos sedentarios y tienen reproducción sexual. El juvenil de segunda edad es migratorio y es la fase infectiva que penetra en la raíz y posteriormente se desarrolla en su interior mediante mudas sucesivas hasta la fase de adulto. En la zona anterior presentan un estilete cuyos nódulos basales tienen en su parte anterior forma puntiaguda. Las hembras de color blanquecino emergen totalmente fuera de la raíz y permanecen fijadas al sitio de alimentación por su parte anterior. Después de la fecundación retienen todos los huevos en el interior de su cuerpo, que al madurar se convierte en quiste de color marrón oscuro. Los machos son vermiformes, tienen el cuerpo curvado, con cuatro líneas en los campos laterales.

Huéspedes: Patata, berenjena, tomate.

Sintomatología: Las plantas afectadas muestran síntomas de estrés hídrico y/o deficiencias minerales y pueden morir prematuramente. El reconocimiento de las raíces en el tiempo de floración revela la existencia de los cuerpos esféricos de las hembras inmaduras de color blanquecino, que irrumpen a través de la epidermis de la raíz. Los tubérculos también pueden resultar afectados, detectándose en su superficie la presencia de quistes.

Dispersión: Mediante el agua de riego o por trasplantes de plántulas de vivero infestadas.

Distribución geográfica: Tiene una amplia distribución mundial. En España aparece en las principales zonas productoras de patata de Andalucía, Baleares, Castilla-La Mancha, Castilla y León, Canarias y País Vasco.

Referencias:

- Martínez Beringola, M.L., Aguirre, A., Lobo, M. Salto, M.T., Alfaro, A. (1976). Presencia en España de especies y patotipos del nematodo dorado de la patata (*Heterodera rostochiensis* Woll. “*sensu lato*”). An. INIA. Ser. Prot. Veg. 6: 123-125.
- Martínez Beringola, M.L., Franco, L., Paz Vivas, M., Gutiérrez, M.P. (1987). Distribución en España de *Globodera pallida* y *G. rostochiensis*. Nematología mediterránea 15: 183-191.

- Bello, A., González, J.A. (1994). Potato cyst nematodes in the Canary Islands: an epidemiologic model for the Mediterranean region. *Bulletin OEPP* 24: 429-438
- Alonso, R., Alemany, A., Andrés, M.F. (2002). Evolución y distribución de los nematodos formadores de quistes (*Globodera* sp.) en el cultivo de la patata en la Comarca de Sa Pobla-Muro (Mallorca, Baleares). Resúmenes del XI Congreso de la Sociedad Española de Fitopatología. Almería. Pp 235.

***Globodera rostochiensis* (Wollenweber) Behrens**

Sinónimos: *Heterodera schachtii rostochiensis*; *Heterodera schachtii solani*.

Taxonomía: Nemata; Secernentea; Tylenchida; Heteroderidae; Heteroderinae.

Descripción: Nematodos con un marcado dimorfismo sexual. Las hembras tienen cuerpo esferoidal (0,4 a 0,7 mm de longitud) sin cono terminal. Vulva y ano situados en la región terminal surcada por una serie de estrías (aproximadamente 22) que forman un patrón característico en zig-zag. Son endoparásitos sedentarios y tienen reproducción sexual. El juvenil de segunda edad es migratorio y es la fase infectiva que penetra en la raíz y posteriormente se desarrolla en su interior mediante mudas sucesivas hasta la fase de adulto. En la zona anterior presentan un estilete cuyos nódulos basales tienen forma redondeada. Las hembras de color amarillo dorado emergen totalmente fuera de la epidermis de la raíz y permanecen fijadas al sitio de alimentación por su parte anterior. Después de la fecundación retienen todos los huevos en el interior de su cuerpo, que al madurar se convierte en quiste de color marrón oscuro. Los machos son vermiformes, tienen el cuerpo curvado, con cuatro líneas en el campo lateral.

Huéspedes: Patata, berenjena, tomate.

Sintomatología: Las plantas afectadas muestran síntomas de estrés hídrico y/o deficiencias minerales y pueden morir prematuramente. El reconocimiento de las raíces en el tiempo de floración revela la existencia de proliferación radicular asociada a la presencia de nudos, donde se localizan los cuerpos esféricos de color dorado de las hembras. Los tubérculos también pueden resultar afectados, detectándose en su superficie la presencia de quistes.

Dispersión: Mediante el agua de riego o por trasplantes de plántulas de vivero infestadas.

Distribución geográfica: Tienen una amplia distribución mundial. En España aparece en las principales zonas productoras de patata de Andalucía, Baleares, Castilla-La Mancha, Castilla y León, Cataluña, Galicia, Canarias, País Vasco, C. Valenciana.

Referencias:

- Domínguez García Tejero F. (1957). Plagas y enfermedades de las plantas cultivadas. 2ª ed. Corregida y aumentada. Ed. Dossat, S.A. 872 pp.
- Chamberlain, R. (1961). Potato root eelworms in the Canary Island. Nature 189: 772.
- Bello, A. (1968). Nuevos focos de *Heterodera rostochiensis* W., 1923 (Nematoda) en las Islas Canarias. Anales de Edafología y Biología y Agrobiología 27: 903-911.

- Romero, M.D., Bello, A., Arias, M. (1973). The genus *Heterodera* Schmidt in Spain. *Nematología Mediterránea* 2: 83-91.
- Martínez Beringola, M.L., Franco, L., Paz Vivas, M., Gutiérrez, M.P. (1987). Distribución en España de *Globodera pallida* y *G. rostochiensis*. *Nematología Mediterránea* 15: 183-191.
- Salazar, A., Ritter, E. (1992). Influence of nematicide, resistant and susceptible potato cultivars and bare fallow on the population dynamics of *Globodera rostochiensis* Woll. Ro1 under field conditions in Spain. *Annals Applied Biology* 121: 161-166.
- Bello, A., González, J.A. (1994). Potato cyst nematodes in the Canary Islands: an epidemiologic model for the Mediterranean region. *Bulletin OEPP* 24: 429-438
- Andrés, M.F., Alonso, R., Alemany, A. (2006). First report of *Globodera rostochiensis* in Mallorca Island, Spain. *Plant Disease* 90: 1262.

Globodera tabacum complex Stone

Sinónimos: *Heterodera tabacum*, *Heterodera solanacearum*, *Heterodera virginiae*, *Globodera solanacearum*, *Globodera virginiae*.

Taxonomía: Nemata; Secernentea; Tylenchida; Heteroderidae; Heteroderinae.

Descripción: Nematodos con un marcado dimorfismo sexual. Las hembras tienen cuerpo esferoidal sin cono terminal (0,4 a 0,7 mm de longitud). Vulva y ano situados en la región terminal surcada por una serie de estrías (10-14) que forman un patrón característico en zig-zag. Son endoparásitos sedentarios y tienen reproducción sexual. El juvenil de segunda edad es migratorio y es la fase infectiva que penetra en la raíz y posteriormente se desarrolla en su interior hasta la fase de adulto. En la zona anterior presentan un estilete cuyos nódulos basales tienen forma que varía de redondeada a puntiaguda. Las hembras emergen totalmente fuera de la epidermis de la raíz y permanecen fijadas al sitio de alimentación por su parte anterior. Después de la fecundación retienen todos los huevos en el interior de su cuerpo, que al madurar se convierte en quiste de color marrón oscuro. Los machos son vermiformes, tienen el cuerpo curvado, con cuatro líneas en el campo lateral.

Huéspedes: Tabaco.

Sintomatología: Las plantas afectadas muestran síntomas de estrés hídrico y/o deficiencias minerales y pueden morir prematuramente.

Dispersión: Mediante el agua de riego o por trasplantes de plántulas de vivero infestadas.

Distribución geográfica: América Central y América del Norte. En España se ha encontrado en la Comarca de la Vera (Extremadura).

Referencias:

- Espárrago, G., Blanco, I. (2002). First report of the cyst nematode (*Globodera tabacum*) complex on flue-cured tobacco in Spain. *Plant Disease* 86: 1402.

Heterodera avenae Wollenweber

Sinónimos: *Heterodera schachtii*, *Heterodera bidera avenae*, *Heterodera schachtii major*, *Heterodera major*, *Heterodera ustinovi*.

Taxonomía: Nematoda; Secernentea; Tylenchida; Heteroderidae; Heteroderinae.

Descripción: Nematodos con un marcado dimorfismo sexual. Las hembras tienen el cuerpo ovoide en forma de limón (0,5 a 0,9 mm de longitud). Vulva y ano situados en la región terminal. Apertura vulvar relativamente pequeña (< 16 μ m). Cono vulvar de tipo bifenestrado con "bullae" abundantes y situados muy próximos a la fenestra, "underbridge" ausente. Son endoparásitos sedentarios y tienen reproducción sexual. El juvenil de segunda edad es migratorio y es la fase infectiva que penetra en la raíz y posteriormente se desarrolla en su interior hasta la fase de adulto. En la zona anterior presentan un estilete robusto cuyos nódulos basales están bien diferenciados. En la zona caudal se diferencia una región hialina. Las hembras de color blanquecino emergen totalmente fuera de la epidermis de la raíz y permanecen fijadas al sitio de alimentación por su parte anterior. Después de la fecundación retienen todos los huevos en el interior de su cuerpo, que al madurar se convierte en quiste de color marrón oscuro que constituye una forma de resistencia. Los machos son vermiformes, migratorios (1,5 a 2 mm de longitud) con un estilete robusto y el esqueleto cefálico bien desarrollado.

Huéspedes: Avena, cebada, centeno, maíz y trigo.

Sintomatología: Las plantas afectadas muestran síntomas de deficiencia nutricional y/o estrés hídrico. En general, la infestación estimula el crecimiento de las raíces secundarias y el sistema radicular afectado adquiere aspecto de cabellera enmarañada con gran cantidad de nudos donde se localizan las hembras. En el campo los ataques se manifiestan en rodales de plantas atrofiadas y cloróticas.

Dispersión: Los quistes (forma de resistencia) se dispersan fácilmente mediante el agua de riego o por transporte de tierra o restos vegetales infestados.

Distribución geográfica: América del Norte, Australia, China, Europa, India, Israel, Japón, Norte de África y Nueva Zelanda. En España se ha encontrado en Andalucía, Aragón, Cataluña, Castilla-La Mancha, Castilla y León, La Rioja, C. de Madrid y Navarra.

Referencias:

– Domínguez García-Tejero, F. (1957-1972). Nematodos perjudiciales. En: Plagas y enfermedades de plantas cultivadas. Dossat. Madrid: 255-263.

- Tobar , A., Guevara, D. (1967). Estudio parasitológico de la provincia de Granada. Nematodos del suelo parásitos de vegetales. I. Poblaciones parásitas granadinas, su distribución geográfica cuantitativa y posible o conocida importancia económica. *Revista Ibérica de Parasitología* 27: 135-172.
- Romero, M.D., Bello, A., Arias, M. (1973). The genus *Heterodera* Schmidt in Spain. *Nematología Mediterránea* 2: 83-91.
- Romero, M.D. (1977). The morphology of *Heterodera avenae* in Spain. *Nematología Mediterránea* 5: 291-297.
- Romero, M.D. (1980) *Heterodera avenae* Wollenweber, 1924 (Nematoda: Heteroderidae). Revisión bibliográfica. *Comunicaciones INIA, Protección Vegetal (L)* 51 pp. España.
- Romero, M.D. (1980). Nuevos datos sobre la morfología de *Heterodera avenae* en España. *Nematología Mediterránea* 8: 85-86.
- Zancada, M.C., Bello, A. (1981). Nematodos encontrados en los suelos de la provincia de Guadalajara. *Anales de Edafología y Agrobiología* 40: 489-499.
- Sánchez, A., Bello, A., Romero, M.D. (1983). Problemas que presentan los nematodos del género *Heterodera* en la provincia de Teruel. *Boletín Servicio de Plagas* 9: 15-20.
- Romero, M.D., Duce, A., Valdeolivas, A. (1985). *Heterodera avenae* (Nematoda:Heteroderidae) en cereales de Andalucía Occidental. *Boletín Servicio de Plagas* 11: 227-235.
- Romero, M.D., Valdeolivas, A., Lacasta, C. (1989). Respuesta de dos cultivares de trigo a *Heterodera avenae* en la Región Central de España. *Nematología Mediterránea* 17: 73-76.
- Andrés, M.F., Romero, M.D., Montes, M.J., Delibes, A. (2001). Genetic relationships and isozyme variability in the *Heterodera avenae* complex determined by electrofocusing. *Plant Pathology* 50: 270-279.

Heterodera cruciferae Franklin

Taxonomía: Nematoda; Secernentea; Tylenchida; Heteroderidae; Heteroderinae.

Descripción: Nematodos con un marcado dimorfismo sexual. Las hembras tienen el cuerpo ovoide en forma de limón (0,4 a 0,6 mm de longitud). Vulva y ano situados en la región terminal. Apertura vulvar de tamaño intermedio ($> 30 \mu\text{m}$). Cono vulvar de tipo ambifenestrado con “underbridge” largo y fino y a veces ramificado en los extremos, “bullae” ausentes o muy poco desarrollados. Son endoparásitos sedentarios y tienen reproducción sexual. El juvenil de segunda edad es migratorio y es la fase infectiva que penetra en la raíz y posteriormente se desarrolla en su interior hasta la fase de adulto. En la zona anterior presentan un estilete robusto cuyos nódulos basales están bien diferenciados. En la región caudal se diferencia una región hialina relativamente pequeña ($< 26 \mu\text{m}$). Las hembras de color blanquecino emergen totalmente fuera de la epidermis de la raíz y permanecen fijadas al sitio de alimentación por su parte anterior. Después de la fecundación retienen todos los huevos en el interior de su cuerpo, que al madurar se convierte en quiste de color marrón claro que constituye una forma de resistencia. Los machos son vermiformes, migratorios (1,5 a 2 mm de longitud) con un estilete robusto y el esqueleto cefálico bien desarrollado.

Huéspedes : Brócoli, col, coliflor, nabo y rábano.

Sintomatología: Las plantas afectadas muestran síntomas de deficiencia nutricional y/o estrés hídrico. En general, la infestación estimula el crecimiento de las raíces secundarias y el sistema radicular afectado adquiere aspecto de cabellera enmarañada con gran cantidad de nudos donde se localizan las hembras. En el campo los ataques se manifiestan en rodales de plantas atrofiadas y cloróticas.

Dispersión: Los quistes (forma de resistencia) se dispersan fácilmente mediante el agua de riego o por transporte de tierra o restos vegetales infestados.

Distribución geográfica: América del Norte (California), Australia y Europa. En España se ha encontrado en La Rioja, R. de Murcia y C. Valenciana.

Referencias:

- Romero, M.D. (1982). Primera cita para España de *Heterodera cruciferae*. Nematología mediterránea 10: 223-226.
- Bello, A., Escuer, M., Sanz, R. (1999). El género *Heterodera* en hortalizas en España. Boletín de Sanidad Vegetal, Plagas 25: 321-334.

***Heterodera cyperi* Golden, Rau, Cobb**

Taxonomía: Nematoda; Secernentea; Tylenchida; Heteroderidae; Heteroderinae.

Descripción: Nematodos con un marcado dimorfismo sexual. Las hembras tienen el cuerpo ovoide en forma de limón (0,5 a 0,7 mm de longitud). Vulva y ano situados en la región terminal. Apertura vulvar de tamaño intermedio ($> 35 \mu\text{m}$). Cono vulvar de tipo ambifenestrado. “Underbridge” tenue y a veces bifurcado en los extremos. Son endoparásitos sedentarios y tienen reproducción sexual. El juvenil de segunda edad es migratorio y es la fase infectiva que penetra en la raíz y posteriormente se desarrolla en su interior hasta la fase de adulto. En la zona anterior presentan un estilete robusto cuyos nódulos basales están bien diferenciados. En la región caudal se diferencia una región hialina. Las hembras de color blanquecino emergen totalmente fuera de la epidermis de la raíz y permanecen fijadas al sitio de alimentación por su parte anterior. Después de la fecundación retienen todos los huevos en el interior de su cuerpo, que al madurar se convierte en quiste de color marrón claro que constituye una forma de resistencia. Los machos son vermiformes, migratorios (1,5 a 2 mm de longitud) con un estilete robusto y el esqueleto cefálico bien desarrollado.

Huéspedes: Chufa

Sintomatología: Las plantas afectadas muestran síntomas de deficiencia nutricional y/o estrés hídrico. En el campo los ataques se manifiestan en rodales de plantas atrofiadas y cloróticas.

Dispersión: Los quistes (forma de resistencia) se dispersan fácilmente mediante el agua de riego o por transporte de tierra o restos vegetales infestados.

Distribución geográfica: América del Norte e India. En España se ha encontrado en la C. Valenciana.

Referencias:

- Romero, M.D., López-Llorca, L.V. (1996). First record of *Heterodera cyperi* in Spain. Nematología mediterránea 24: 219-220.

Heterodera fici Kirjanova

Taxonomía: Nematoda; Secernentea; Tylenchida; Heteroderidae; Heteroderinae.

Descripción: Nematodos con un marcado dimorfismo sexual. Las hembras tienen el cuerpo ovoide en forma de limón (0,4 a 0,7 mm de longitud). Vulva y ano situados en la región terminal. Apertura vulvar de tamaño intermedio ($> 30 \mu\text{m}$). Cono vulvar de tipo bifenestrado. Marcas cuticulares confusas y abigarradas. Bullae” ausentes o pequeños y aislados y “underbridge” bien desarrollado. Son endoparásitos sedentarios y tienen reproducción sexual. El juvenil de segunda edad es migratorio y es la fase infectiva que penetra en la raíz y posteriormente se desarrolla en su interior hasta la fase de adulto. En la zona anterior presentan un estilete robusto cuyos nódulos basales están bien diferenciados. En la región caudal se diferencia una región hialina. Las hembras de color blanquecino emergen totalmente fuera de la epidermis de la raíz y permanecen fijadas al sitio de alimentación por su parte anterior. Después de la fecundación retienen todos los huevos en el interior de su cuerpo, que al madurar se convierte en quiste de color castaño claro brillante que constituye una forma de resistencia. Los machos son vermiformes, migratorios (1,5 a 2 mm de longitud) con un estilete robusto y el esqueleto cefálico bien desarrollado.

Huéspedes: Higuera.

Sintomatología: En general, la infestación estimula el crecimiento de las raíces secundarias, y el sistema radicular afectado adquiere un aspecto enmarañado con gran cantidad de nudos donde se localizan las hembras.

Dispersión: Los quistes (forma de resistencia) se dispersan fácilmente mediante el agua de riego o por transporte de tierra o restos vegetales infestados.

Distribución geográfica: América del Norte, Brasil, Europa, Pakistán, Sudáfrica y Rusia. En España se ha encontrado en Granada y Sevilla.

Referencias:

- Tobar Jiménez, A. (1963). Contribución al conocimiento de la *Heterodera fici* Kirjanova, 1954 (Heteroderidae: Nematoda) y su diferenciación morfológica de la *H. humuli* Filipjev, 1934. Revista Ibérica de Parasitología 23:341-346.
- Bello, A., Jiménez Millan, F. (1963). *Heterodera fici* Kirjanova, 1954 (Nematoda), nueva especie para la fauna española. Boletín de la Real Sociedad de Historia Natural 61: 33-34.

Heterodera filipjevi (Madzhidov) Stone

Sinónimos: *Bidera filipjevi*.

Taxonomía: Nemata; Secernentea; Tylenchida; Heteroderidae; Heteroderinae.

Descripción: Nematodos con un marcado dimorfismo sexual. Las hembras tienen el cuerpo ovoide en forma de limón (0,5 a 0,7 mm de longitud). Vulva y ano situados en la región terminal. Apertura vulvar relativamente pequeña (< 16 μ m). Cono vulvar de tipo bifenestrado con “bullae” poco diferenciados y “underbridge” bien desarrollado y bifurcado en los extremos. Son endoparásitos sedentarios y tienen reproducción sexual. El juvenil de segunda edad es migratorio y es la fase infectiva que penetra en la raíz y posteriormente se desarrolla en su interior hasta la fase de adulto. En la zona anterior presentan un estilete robusto cuyos nódulos basales están bien diferenciados. En el extremo caudal se diferencia una región hialina. Las hembras de color blanquecino emergen totalmente fuera de la epidermis de la raíz y permanecen fijadas al sitio de alimentación por su parte anterior. Después de la fecundación retienen todos los huevos en el interior de su cuerpo, que al madurar se convierte en quiste de color castaño claro con la cutícula transparente que permite distinguir los huevos en el interior. Los machos son vermiformes, migratorios (1,5 a 2 mm longitud) con un estilete robusto y el esqueleto cefálico bien desarrollado.

Huéspedes: Avena, cebada, centeno, y trigo.

Sintomatología: Las plantas afectadas muestran síntomas de deficiencia nutricional y/o estrés hídrico. En general, la infestación estimula el crecimiento de las raíces secundarias, y el sistema radicular afectado adquiere aspecto de cabellera enmarañada con gran cantidad de nudos donde se localizan las hembras. En el campo los ataques se manifiestan en rodales de plantas atrofiadas y cloróticas.

Dispersión: Los quistes (forma de resistencia) se dispersan fácilmente mediante el agua de riego o por transporte de tierra o restos vegetales infestados.

Distribución geográfica: Alemania, Bulgaria, Inglaterra, Irán, Polonia, Turquía, Rusia, Tadhiskistán, Ucrania y Uzbekistán. En España se ha encontrado en Castilla-La Mancha.

Referencias:

– Valdeolivas, A. y Romero, M.D. (1986). Morphometric and biological study of British pathotype 3 of *Heterodera avenae* in Spain. *Revue de Nematologie* 9: 312 .

- Romero, M.D., Andrés, M.F., López-Braña, I., Delibes, A. (1996). A pathogenic and biochemical comparison of two spanish populations of the cereal cyst nematodes. *Nematología mediterranea* 24: 235-244.
- Andrés, M.F., Romero, M.D., Montes, M.J., Delibes, A., (2001). Genetic relationships and isozyme variability in the *Heterodera avenae* complex determined by isoelectrofocusing. *Plant Pathology* 50: 270-279.

Heterodera goettingiana Liebscher

Taxonomía: Nemata; Secernentea; Tylenchida; Heteroderidae; Heteroderinae.

Descripción: Nematodos con un marcado dimorfismo sexual. Las hembras tienen el cuerpo ovoide en forma de limón (0,3 a 0,7 mm de longitud). Vulva y ano situados en la región terminal. La apertura vulvar es de tamaño intermedio ($> 30 \mu\text{m}$). Cono vulvar de tipo ambifenestrado. Marcas en forma de ladrillo rodeando a la fenestra. “Bullae” ausentes o pequeños y aislados y “underbridge” tenue o ausente. Son endoparásitos sedentarios y tienen reproducción sexual. El juvenil de segunda edad es migratorio y es la fase infectiva que penetra en la raíz y posteriormente se desarrolla en su interior hasta la fase de adulto. En la zona anterior presentan un estilete robusto cuyos nódulos basales están bien diferenciados. En la región caudal se diferencia una región hialina. Las hembras de color blanquecino emergen totalmente fuera de la epidermis de la raíz y permanecen fijadas al sitio de alimentación por su parte anterior. Después de la fecundación retienen todos los huevos en el interior de su cuerpo, que al madurar se convierte en quiste de color marrón oscuro que constituye una forma de resistencia. Los machos son vermiformes, migratorios (1,5 a 2 mm de longitud) con un estilete robusto y el esqueleto cefálico bien desarrollado.

Huéspedes: Altramuz, garbanzo, guisante, haba, judía, lenteja, soja y veza.

Sintomatología: Las plantas afectadas muestran síntomas de deficiencia nutricional y/o estrés hídrico. En general, la infestación inhibe la nodulación de *Rhizobium* y la fijación de nitrógeno. En el campo los ataques se manifiestan en rodales de plantas atrofiadas y cloróticas y la producción resulta severamente afectada.

Dispersión: Los quistes (forma de resistencia) se dispersan fácilmente mediante el agua de riego o por transporte de tierra o restos vegetales infestados.

Distribución geográfica: América del Norte, Argelia, Europa, Israel y Rusia. En España se ha encontrado en Albacete, Guipúzcoa y Granada.

Referencias:

- Tobar, A. (1962). La *Heterodera goettingiana* Liebscher, 1982, parásito de las habas (*Vicia faba* L.) granadinas. Revista Ibérica de Parasitología 22: 323-328.
- Guevara, D., Tobar, A. (1963). Nematodos parásitos de la Vega de Granada. Revista Ibérica de Parasitología 23: 347-370.
- Guevara, D., Tobar, A. (1964). Nematodos parásitos de la Vega de Granada. Revista Ibérica de Parasitología 24: 3-42.

- Jiménez-Millán, F., Arias, M., Bello, A., López-Pedregal, J.M. (1965). Catálogo de los nematodos fitoparásitos y perirradiculares encontrados en España. Boletín de la Real Sociedad de Historia Natural 63: 47-104. (Sevilla).
- Bello, A., Escuer, M., Sanz, R. (1999). El género *Heterodera* en hortalizas en España. Boletín de Sanidad Vegetal, Plagas 25: 321-334.

Heterodera humuli Filipjev

Taxonomía: Nemata; Secernentea; Tylenchida; Heteroderidae; Heteroderinae.

Descripción: Nematodos con un marcado dimorfismo sexual. Las hembras tienen el cuerpo ovoide en forma de limón (0,4 a 0,6 mm de longitud). Vulva y ano situados en la región terminal. Apertura vulvar de tamaño intermedio ($> 30 \mu\text{m}$). Cono vulvar de tipo bifenestrado y “underbridge” fino, largo y a veces ramificado en los extremos. Son endoparásitos sedentarios y tienen reproducción sexual. El juvenil de segunda edad es migratorio y es la fase infectiva que penetra en la raíz y posteriormente se desarrolla en su interior hasta la fase de adulto. En la zona anterior presentan un estilete robusto cuyos nódulos basales están bien diferenciados y su superficie anterior con forma ligeramente cóncava. En la región caudal se diferencia una región hialina. Las hembras de color blanquecino emergen totalmente fuera de la epidermis de la raíz y permanecen fijadas al sitio de alimentación por su parte anterior. Después de la fecundación retienen todos los huevos en el interior de su cuerpo, que al madurar se convierte en un quiste pequeño de color castaño claro que constituye una forma de resistencia. Los machos son vermiformes, migratorios (1,5 a 2 mm de longitud) con un estilete robusto y el esqueleto cefálico bien desarrollado.

Huéspedes: Lúpulo.

Sintomatología: Las plantas afectadas muestran una disminución del vigor y, en general, resultan más susceptibles a cualquier tipo de estrés.

Dispersión: Los quistes (forma de resistencia) se dispersan fácilmente mediante el agua de riego o por transporte de tierra o restos vegetales infestados.

Distribución geográfica: América del Norte, Europa, India, Israel, Nueva Zelanda y Sudáfrica. En España se ha encontrado en León.

Referencias:

– López, D.J., Romero, M.D. (1989). Primera cita para España de *Heterodera humuli* Filipjevi. *Nematología mediterránea* 17: 33-34.

Heterodera latipons Franklin

Sinónimos: *Bidera latipons*, *Ephippiodera latipons*.

Taxonomía: Nemata; Secernentea; Tylenchida; Heteroderidae; Heteroderinae.

Descripción: Nematodos con un marcado dimorfismo sexual. Las hembras tienen el cuerpo ovoide en forma de limón (0,3 a 0,7 mm de longitud). Vulva y ano situados en la región terminal. Apertura vulvar relativamente pequeña (< 16 μ m). Cono vulvar de tipo bifenestrado. “Bullae” escasos y pequeños o ausentes, “underbridge” muy diferenciado, grueso y con los extremos ramificados. Son endoparásitos sedentarios y tienen reproducción sexual. El juvenil de segunda edad es migratorio y es la fase infectiva que penetra en la raíz y posteriormente se desarrolla en su interior hasta la fase de adulto. En la zona anterior presentan un estilete robusto cuyos nódulos basales están bien diferenciados y con forma ligeramente cócava. En la zona caudal se diferencia una región hialina. Las hembras de color blanquecino emergen totalmente fuera de la epidermis de la raíz y permanecen fijadas al sitio de alimentación por su parte anterior. Después de la fecundación retienen todos los huevos en el interior de su cuerpo, que al madurar se convierte en quiste de color castaño claro que constituye una forma de resistencia. Los machos son vermiformes, migratorios (1,5 a 2 mm de longitud), con un estilete robusto y el esqueleto cefálico bien desarrollado.

Huéspedes: Avena, cebada, centeno y trigo.

Sintomatología: Las plantas afectadas muestran síntomas de deficiencia nutricional y/o estrés hídrico. En general, la infestación estimula el crecimiento de las raíces secundarias, y el sistema radicular afectado adquiere aspecto de cabellera enmarañada con gran cantidad de nudos donde se localizan las hembras. En el campo los ataques se manifiestan en rodales de plantas atrofiadas y cloróticas.

Dispersión: Los quistes (forma de resistencia) se dispersan fácilmente mediante el agua de riego o por transporte de tierra o restos vegetales infestados.

Distribución geográfica: Canadá, Europa, Israel y Libia. En España se ha encontrado en la R. de Murcia y en la zona centro.

Referencias:

– Romero, M.D. (1980). *Heterodera latipons* especie nueva para España. Nematología mediterránea 8: 95-98.

***Heterodera mediterranea* Vovlas, Inserra and Stone**

Taxonomía: Nematoda; Secernentea; Tylenchida; Heteroderidae; Heteroderinae.

Descripción: Nematodos con un marcado dimorfismo sexual. Las hembras tienen el cuerpo ovoide en forma de limón (0,4 a 0,7 mm de longitud). Vulva y ano situados en la región terminal. Apertura vulvar de tamaño grande ($> 35 \mu\text{m}$). Cono vulvar de tipo ambifenestrado. “Bullae” numerosos y prominentes. “Underbridge” bien desarrollado con los extremos bifurcados. Son endoparásitos sedentarios y tienen reproducción sexual. El juvenil de segunda edad es migratorio y es la fase infectiva que penetra en la raíz y posteriormente se desarrolla en su interior hasta la fase de adulto. En la zona anterior presentan un estilete robusto cuyos nódulos basales están bien diferenciados. En el extremo caudal se diferencia una región hialina relativamente pequeña ($< 26 \mu\text{m}$). Las hembras de color blanquecino emergen totalmente fuera de la epidermis de la raíz y permanecen fijadas al sitio de alimentación por su parte anterior. Después de la fecundación retienen todos los huevos en el interior de su cuerpo, que al madurar se convierte en quiste de color marrón que constituye una forma de resistencia. Los machos son vermiformes, migratorios (1,5 a 2 mm de longitud), con un estilete robusto y el esqueleto cefálico bien desarrollado.

Huéspedes: Olivo.

Sintomatología: En general, la infestación estimula el crecimiento de las raíces secundarias y el sistema radicular afectado adquiere un aspecto enmarañado con gran cantidad de nudos donde se localizan las hembras.

Dispersión: Los quistes (forma de resistencia) se dispersan fácilmente mediante el agua de riego o por transporte de tierra o restos vegetales infestados.

Distribución geográfica: Italia. En España se ha encontrado en Sevilla.

Referencias:

- Castillo, P., Vovlas, N., Nico, A., Jiménez-Díaz, R.M. (1999). Infection of olive trees by *Heterodera mediterranea* in orchards in Southern Spain. *Plant Disease* 83: 710-713.

Heterodera schachtii Schmidt

Sinónimos: *Tylenchus schachtii*, *Heterodera schachtii minor*.

Taxonomía: Nemata; Secernentea; Tylenchida; Heteroderidae; Heteroderinae.

Descripción: Nematodos con un marcado dimorfismo sexual. Las hembras tienen el cuerpo ovoide en forma de limón (0,5 a 0,9 mm de longitud). Vulva y ano situados en la región terminal. La apertura vulvar es relativamente grande ($> 35 \mu\text{m}$). Cono vulvar de tipo ambifenestrado con marcas en zig-zag y puntuaciones. “Underbridge” bien desarrollado y “bullae” grandes y con forma de muelas. Son endoparásitos sedentarios y tienen reproducción sexual. El juvenil de segunda edad es migratorio y es la fase infectiva que penetra en la raíz y posteriormente se desarrolla en su interior hasta la fase de adulto. En la zona anterior presentan un estilete robusto (25-27 μm) cuyos nódulos basales tienen forma de ancla. La región caudal tiene una longitud de 48-55 μm y una zona hialina bien diferenciada. Las hembras de color blanquecino emergen totalmente fuera de la epidermis de la raíz y permanecen fijadas al sitio de alimentación por su parte anterior. Después de la fecundación retienen todos los huevos en el interior de su cuerpo, que al madurar se convierte en quiste de color marrón claro que constituye una forma de resistencia. Los machos son vermiformes, migratorios (1,5 a 2 mm de longitud), con un estilete robusto y el esqueleto cefálico bien desarrollado.

Huéspedes: Remolacha, brócoli, col, coliflor, espinacas, nabo y rábano.

Sintomatología: Las plantas afectadas muestran síntomas de deficiencia nutricional y/o estrés hídrico. En general, la infestación estimula el crecimiento de las raíces secundarias y el sistema radicular afectado adquiere aspecto de cabellera enmarañada con gran cantidad de nudos donde se localizan las hembras. Es frecuente la bifurcación del tubérculo afectado. En el campo los ataques se manifiestan en rodales de plantas marchitas o atrofiadas y cloróticas.

Dispersión: Los quistes (forma de resistencia) se dispersan fácilmente mediante el agua de riego o por transporte de tierra o restos vegetales infestados.

Distribución geográfica: América del Norte, Australia, África del Sur, Chile, Europa y Méjico. En España se distribuye por Andalucía, Aragón, Cantabria, Cataluña, Castilla-La Mancha, Castilla y León, Galicia, Canarias, La Rioja, C. Madrid, Navarra, País Vasco y C. Valenciana.

Referencias:

– Domínguez García-Tejero, F. (1951). Distribución en España de las plagas de la remolacha. Boletín de Patología Vegetal y Entomología Agrícola 18: 197-198.

- Tobar Jiménez, A. (1964). Especies del género *Heterodera* A. Schmidt, 1871 (Heteroderidae; Nematoda) de la provincia de Granada. II La *Heterodera schachtii* A. Schmidt, 1871 y sus diferencias morfológicas con la *H. trifolii* Goffart, 1932. Revista Ibérica de Parasitología 24: 105-111.
- Jiménez-Millán, F., Arias, M., Bello, A., López Pedregal, J.M. (1965). Catálogo de los nematodos fitoparásitos y periradiculares encontrados en España. Boletín de la Real Sociedad de Historia Natural 63: 47-104.
- Romero, M.D. (1971). Algunos focos de *Heterodera schachtii* Schmidt (Nematoda) en remolacha. Publicaciones del Instituto de Biología Aplicada 50: 101-109.
- Romero, M.D. (1972). Algunos focos de infestación de *Heterodera schachtii* Schmidt (Nematoda) en remolacha en la región española de Levante. Publicaciones del Instituto de Biología Aplicada 53: 25-28.
- Bello, A., Romero, M.D. (1973). The genus *Heterodera* Schmidt, 1871 (Nematoda: Heteroderidae) en los suelos de las Islas Canarias. Anales de Edafología y Agrobiología 32: 887-892.
- Romero, M.D., Bello, A., Arias, M. (1973). The genus *Heterodera* Schmidt in Spain. Nematología Mediterránea 2: 83-91.
- Bello, A., Escuer, M., Sanz, R. (1999). El género *Heterodera* en hortalizas en España. Boletín de Sanidad Vegetal, Plagas 25: 321-334.
- Iturrítza, E., Salazar, A. (2002). Epidemiología de *Heterodera schachtii*, nematodo de la remolacha, en el País Vasco. Boletín de Sanidad Vegetal, Plagas 28: 561-569.

Heterodera trifolii Goffart

Sinónimos: *Heterodera schachtii* var *trifolii*, *Heterodera paratrifolii*, *Heterodera rumicis*, *Heterodera scleranthii*.

Taxonomía: Nemata; Secernentea; Tylenchida; Heteroderidae; Heteroderinae.

Descripción: Nematodos con un marcado dimorfismo sexual. Las hembras tienen el cuerpo ovoide en forma de limón (0,5 a 1 mm de longitud). Vulva y ano situados en la región terminal. Apertura vulvar relativamente grande ($> 35 \mu\text{m}$). Cono vulvar de tipo ambifenestrado. “Bullae” bien desarrolladas y “underbridge” grueso, pigmentado y con los extremos bifurcados. Son endoparásitos sedentarios y tienen reproducción sexual. El juvenil de segunda edad es migratorio y es la fase infectiva que penetra en la raíz y posteriormente se desarrolla en su interior hasta la fase de adulto. En la zona anterior presentan un estilete robusto ($> 27 \mu\text{m}$) cuyos nódulos basales tienen forma de ancla. La región caudal tiene una longitud $> 55 \mu\text{m}$ y en su extremo caudal se diferencia la región hialina. Las hembras de color blanquecino emergen totalmente fuera de la epidermis de la raíz y permanecen fijadas al sitio de alimentación por su parte anterior. Después de la fecundación retienen todos los huevos en el interior de su cuerpo, que al madurar se convierte en quiste de color marrón oscuro que forma un estado de resistencia. Los machos son vermiformes, migratorios (1,5 a 2 mm de longitud), con un estilete robusto y el esqueleto cefálico bien desarrollado.

Huéspedes: Alfalfa, clavel, espinaca, guisante, soja, trébol y veza.

Sintomatología: Las plantas afectadas muestran síntomas de deficiencia nutricional y/o estrés hídrico. En general, la infestación inhibe la nodulación de *Rhizobium* y la fijación de nitrógeno. En el campo los ataques se manifiestan en rodales de plantas marchitas o atrofiadas y cloróticas.

Dispersión: Los quistes (forma de resistencia) se dispersan fácilmente mediante el agua de riego o por transporte de tierra o restos vegetales infestados.

Distribución geográfica: América del Norte, Australia, Europa, India, Israel, Libia y Nueva Zelanda. En España se ha encontrado en Granada y Sevilla.

Referencias:

- Tobar Jiménez, A. (1964). Especies del género *Heterodera* A. Schmidt, 1871 (Heteroderidae; Nematoda) de la provincia de Granada. II La *Heterodera schachtii* A. Schmidt, 1871 y sus diferencias morfológicas con la *H. trifolii* Goffart, 1932. Revista Ibérica de Parasitología 24: 105-111.
- Romero, M.D., Bello, A., Arias, M. (1973). The genus *Heterodera* Schmidt in Spain. Nematología Mediterránea 2: 83-91.

Longidorus attenuatus Hooper

Taxonomía: Nematoda; Adenophorea; Dorylaimida; Longidoridae.

Descripción: Nematodos grandes (5 a 8 mm de longitud), con el cuerpo estrecho. Estilete (odontostilo) largo y delgado (70-100 μm) con una prolongación (odontóforo) larga y sencilla. Región labial aplanada, expandida de forma característica y diferenciada del resto del cuerpo. Anfidios saciformes, grandes y bilobulados simétricamente en su base. Anillo guía del estilete simple y situado en la parte anterior del mismo. Hendidura vulvar de forma transversal situada en la parte media del cuerpo. Región caudal con forma convexo-cónica. Los juveniles tienen dos estiletos, uno funcional y otro de repuesto situado posteriormente. Machos poco frecuentes, similares a las hembras. Región caudal con espículas de 45 μm de longitud, un par de suplementos adanales y una serie de 10 ventrales. Son nematodos ectoparásitos migratorios de las raíces, cuya importancia fitopatológica reside en su capacidad para transmitir virus (Nepovirus) a las plantas de las que se alimentan.

Huéspedes: Son nematodos polípagos que parasitan gran número de plantas, entre las que destacan cereales y hortícolas.

Sintomatología: Estos nematodos se alimentan ectoparasíticamente en la zona radicular próxima al ápice y causan pequeñas agallas que repercuten escasamente en el desarrollo de la planta, sin embargo al alimentarse pueden transmitir el virus de los anillos negros del tomate (TomBRV) a tomate, patata, remolacha y peral, y actúan como reservorios, al ser capaces de retenerlos durante largos periodos en ausencia de la planta huésped.

Dispersión: Mediante el agua de riego o por el transporte de suelo infestado.

Distribución geográfica: Europa. En España se ha encontrado en Andalucía, Castilla y León, Extremadura, C. de Madrid y C. Valenciana.

Referencias:

- Arias, M. (1977). Distribución del género *Longidorus* (Micoletzky, 1922) Filipjev, 1934 (Nematoda: Dorylaimida) en España. *Nematología Mediterránea* 5:45-50.
- Andrés, M.F., Arias, M. (1982). Distribución vertical de los nematodos del género *Longidorus* en la Región Central. *Boletín del Servicio de Plagas* 8: 143-148.
- Arias, M., Navas, A., Bello, A. (1985). Nematodos ectoparásitos y transmisores de virus de la familia Longidoridae. Su distribución en España continental. *Boletín Servicio de Plagas* 11: 275-337.

- Arias, M., Andrés, M.F. (1989). Nematode-borne virus diseases in cereal grown areas and fruit crops in Spain. *Bulletín OEPP* 19: 625-632.
- Andrés, M.F., Arias, M., Bello, A. (1991). On the distribution and ecology of *Longidorus* (Micoletzky) Filipjev in the Central Region of Spain. *Nematropica* 21: 79-87.

***Longidorus elongatus* (De Man) Thorne and Swanger**

Sinónimos: *Dorylaimus elongatus*.

Taxonomía: Nemata; Adenophorea; Dorylaimida; Longidoridae.

Descripción: Nematodos grandes (5 a 7 mm de longitud), con el cuerpo estrecho. Estilete (odontostilo) largo y delgado (85-92 μm) con una prolongación (odontóforo) larga y sencilla. Región labial aplanada, continua con el resto del cuerpo. Anfidios saciformes, grandes y bilobulados simétricamente en su base. Anillo guía del estilete simple y situado en la parte anterior del mismo. Hendidura vulvar de forma transversal situada en la parte media del cuerpo. Región caudal dorsalmente convexa con el terminus conoide. Los juveniles tienen dos estiletos, uno funcional y otro de repuesto situado posteriormente. Machos similares a las hembras. Región caudal con espículas de 58 μm de longitud. Son nematodos ectoparásitos migratorios de las raíces, cuya importancia fitopatológica reside en su capacidad para transmitir virus (Nepovirus) a las plantas de las que se alimentan.

Huéspedes: Son nematodos polífagos que parasitan gran número de plantas cultivadas.

Sintomatología: Estos nematodos se alimentan ectoparasíticamente en la zona radicular próxima al ápice y causan pequeñas agallas que afectan ligeramente al desarrollo de la planta; al alimentarse pueden transmitir el virus de los anillos negros del tomate (TomBRV) a tomate, patata, remolacha y peral y el virus de los anillos del frambueso (RRSV) a frambuesa, fresa y mora.

Dispersión: Mediante el agua de riego o por el transporte de suelo infestado.

Distribución geográfica: América del Norte, Europa y Sudáfrica. En España se ha encontrado en Andalucía, Castilla y León, Castilla-La Mancha, Extremadura y Madrid.

Referencias:

- Palomo González, A. (1975). Contribución al estudio de la nematofauna edáfica de la cordillera Central y provincia de Salamanca. Tesis doctoral. Facultad de Ciencias. UAB. 78 pp.
- Arias, M. (1977). Distribución del género *Longidorus* (Micoletzky, 1922) Filipjev, 1934 (Nematoda: Dorylaimida) en España. *Nematología Mediterránea* 5:45-50.
- Andrés, M.F., Arias, M. (1982). Distribución vertical de los nematodos del género *Longidorus* en la Región Central. *Boletín del Servicio de Plagas* 8: 143-148.

- Arias, M, Navas, A., Bello, A. (1985). Nematodos ectoparásitos y transmisores de virus de la familia Longidoridae. Su distribución en España continental. Boletín Servicio de Plagas 11: 275-337.
- Arias, M., Andrés, M.F. (1989). Nematode-borne virus diseases in cereal grown areas and fruit crops in Spain. Bulletin OEPP 19: 625-632.
- Andrés, M.F., Arias, M., Bello, A. (1991). On the distribution and ecology of *Longidorus* (Micoletzky) Filipjev in the Central Region of Spain. Nematropica 21: 79-87.

Longidorus macrosoma Hooper

Taxonomía: Nemata; Adenophorea; Dorylaimida; Longidoridae.

Descripción: Nematodos grandes (8 a 12 mm de longitud) y robustos. Estilete (odontostilo) largo y delgado (120-150 μm), con una prolongación (odontóforo) larga y sencilla. Región labial truncada o ligeramente cóncava, continua con el resto del cuerpo. Anfidios saciformes, grandes. Anillo guía del estilete simple y situado en la parte anterior del mismo. Hendidura vulvar de forma transversal situada en la parte media del cuerpo. Región caudal corta, hemisférica, ampliamente redondeada. Los juveniles tienen dos estiletes, uno funcional y otro de repuesto situado posteriormente. Machos similares a las hembras. Región caudal con espículas arqueadas y una serie de 10-19 suplementos adanales. Son nematodos ectoparásitos migratorios de las raíces, cuya importancia fitopatológica reside en su capacidad para transmitir virus (Nepovirus) a las plantas de las que se alimentan.

Huéspedes: Son nematodos polípagos que parasitan gran número de plantas cultivadas, entre las que destacan frutales.

Sintomatología: Estos nematodos se alimentan ectoparasíticamente en la zona radicular próxima al ápice y causan pequeñas agallas que repercuten escasamente en el desarrollo de la planta; sin embargo, al alimentarse pueden transmitir el virus de los anillos del frambueso (RRSV) a frambuesa, fresa y mora.

Dispersión: Mediante el agua de riego o por el transporte de suelo infestado.

Distribución geográfica: Europa. En España se ha encontrado en Andalucía, Aragón, Cataluña, Castilla y León y C. de Madrid.

Referencias:

- Arias, M. (1977). Distribución del género *Longidorus* (Micoletzky, 1922) Filipjev, 1934 (Nematoda: Dorylaimida) en España. *Nematología Mediterránea* 5:45-50.
- Jiménez Guirado, D. (1978). Nematodos del suelo en la Sierra Nevada Granadina y Valles adyacentes. III. Distribución de fitoparásitos, posibles fitoparásitos y transmisores de virus. *Trabajos y Monografías del Departamento de Zoología de la Universidad de Granada* 10: 1-12.
- Andrés, M.F., Arias, M. (1982). Distribución vertical de los nematodos del género *Longidorus* en la Región Central. *Boletín del Servicio de Plagas* 8: 143-148.

- Arias, M, Navas, A., Bello, A. (1985). Nematodos ectoparásitos y transmisores de virus de la familia Longidoridae. Su distribución en España continental. Boletín Servicio de Plagas 11: 275-337.
- Castillo, P., Peña, R., Jiménez-Millán, F., Gómez Barcina, A. (1985). Morfología e identificación de las especies de *Longidorus* encontradas en las Sierras Béticas del Suroeste de Jaén. Resúmenes del IV Congreso de la Sociedad Española de Fitopatología. Pamplona.
- Arias, M., Andrés, M.F. (1989). Nematode-borne virus diseases in cereal grown areas and fruit crops in Spain. Bulletin OEPP 19: 625-632.
- Andrés, M.F., Arias, M., Bello, A. (1991). On the distribution and ecology of *Longidorus* (Micoletzky) Filipjev in the Central Region of Spain. Nematropica 21: 79-87.

Meloidogyne arenaria (Neal) Chitwood

Sinónimos: *Anguillula arenaria*, *Tylenchus arenarius*, *Heterodera arenaria*, *Meloidogyne arenaria arenaria*, *Meloidogyne arenaria thamesi*, *Meloidogyne thamesi*.

Taxonomía: Nemata; Secernentea; Tylenchida; Heteroderidae; Meloidogyninae.

Descripción: Nematodos con marcado dimorfismo sexual. Las hembras tienen el cuerpo en forma de pera (0,5 a 1 mm de longitud) de color blanquecino, con un cuello que sobresale en la parte anterior. Vulva y ano en posición terminal. Cutícula irregularmente anillada alrededor de la región terminal, formando un patrón perineal variable, frecuentemente caracterizado por un arco dorsal bajo y redondeado con estrías de forma irregular y sin campos laterales. En la parte anterior presentan un estilete (13-17 μm) recto, robusto y característicamente ensanchado en la zona próxima a los nódulos basales. Son endoparásitos sedentarios y se reproducen por partenogénesis mitótica. El juvenil de segunda edad es migratorio y es la fase infectiva que penetra en la raíz y posteriormente se desarrolla en su interior hasta la fase de adulto. Las hembras se mantienen en el interior del nódulo formado en el tejido radicular. Los huevos están inmersos en una matriz gelatinosa que se forma en el exterior de la hembra y fuera de la raíz. El análisis enzimático de esterasas demuestra la existencia de tres patrones específicos (A1, A2 y A3).

Huéspedes: Son nematodos polípagos y tienen gran número de plantas huéspedes, entre las que se encuentran la mayoría de las plantas cultivadas.

Sintomatología: La parte aérea de las plantas infestadas presenta áreas cloróticas y estructuras foliares raquílicas y mal desarrolladas. El sistema radicular muestra en las raíces secundarias los nódulos característicos, que consisten en células hipertrofiadas corticales que rodean a las hembras. En ocasiones estos nódulos tienden a fusionarse y pueden producir grandes protuberancias y deformaciones de las raíces. Los ataques se visualizan en el campo en rodales bien definidos. Las plantas gravemente afectadas pueden marchitarse y morir, especialmente en condiciones de estrés hídrico.

Dispersión: Mediante el agua de riego o por trasplantes de plántulas de vivero infestadas.

Distribución geográfica: Se distribuye por todo el mundo en un rango latitudinal aproximadamente comprendido entre 40° N y 33° S. En España se ha encontrado en Andalucía, Aragón, Castilla-La Mancha, Cataluña, Extremadura, Islas Canarias, Murcia y País Vasco.

Referencias:

- Arias, M., Jiménez-Millán, F., López-Pedregal, J.M. (1963). Resultados previos del estudio fitonematológico de cultivos agrícolas de Sevilla. Boletín de la Real Sociedad de Historia Natural (Biología) 61: 45-49.
- Jiménez-Millán, F., Arias, M., Bello, A., López Pedregal, J.M. (1965). Catálogo de los nematodos fitoparásitos y periradiculares encontrados en España. Boletín de la Real Sociedad de Historia Natural 63: 47-104.
- Bello, A. (1969). Estudio de las nematocenosis de las Islas Canarias e influencia del factor antropógeno sobre las mismas. Boletín de la Real Sociedad Española de Historia Natural 67: 35-52.
- Millán de Aguirre, J.R. (1989). Especies del género *Meloidogyne* presentes en los cultivos del País Vasco. Abstract V Congreso Nacional de Fitopatología, Badajoz.
- Marrull, J., Pinochet, J., Verdejo, S., Soler, A. (1991). Reaction of Prunus rootstocks to *Meloidogyne incognita* and *M. arenaria* in Spain. Supplement of the Journal of Nematology 23: 564-569.
- Cenis, J.L., Opperman, C.H., Triantaphyllou, A.C. (1992). Cytogenetic, enzymatic, and restriction fragment length polymorphism variation of *Meloidogyne* spp. from Spain. Phytopathology 82: 527-531.
- Sorribas, F.J., Verdejo, S. (1994). Survey of *Meloidogyne* spp. in tomato production fields of Baix Llobregat county, Spain. Supplement to Journal of Nematology 26: 731-736.
- Espárrago, G., Navas, A. (1995). Nematodos parásitos de plantas asociados a cultivos hortícolas y tabaco en la región de Extremadura. Boletín de Sanidad Vegetal, Plagas 21: 303-317.
- Escuer, M., Rodríguez, M.D., Rodríguez, M.P., Lastes, J., Bello, A. (1996). Incidencia de *Meloidogyne* en cultivos hortícolas de Almería. Resúmenes del VIII Congreso de la Sociedad Española de Fitopatología. Córdoba.
- Talavera, M., Magunacelaya, J., Tobar, A. (1999). Plant parasitic nematodes from a forest tree nursery in Southern Spain with some notes about the influence of soil storage on the quantitative recovery of *Meloidogyne arenaria*. Nematology 1: 261-266.
- Andrés, M.F. (2002). Estudio de la incidencia de nematodos formadores de nódulos (*Meloidogyne* spp.) y transmisores de virus (*Xiphinema* spp.) en cultivos de vid y

melón de la comarca de Tomelloso. Resúmenes del XI Congreso de la Sociedad Española de Fitopatología. Almería.

- Escuer, M., Cano, A., Bello, A. (2002). Nematode problems in the region of Murcia (Spain), a Mediterranean model. Abstract IV International Congress of Nematology. Tenerife.
- Nico, A., Rapoport, H.F., Jiménez-Díaz, R., Castillo, P. (2002). Incidence and population density of plant-parasitic nematodes associated with olive planting stocks at nurseries in Southern Spain. *Plant Disease* 86: 1057-1079.

Meloidogyne artiella Frankling

Taxonomía: Nematoda; Secernentea; Tylenchida; Heteroderidae; Meloidogyninae.

Descripción: Nematodos con marcado dimorfismo sexual. Las hembras tienen el cuerpo en forma de saco hinchado de color blanquecino (0,6 a 0,8 mm de longitud), con un cuello que sobresale en la parte anterior. Vulva y ano en posición terminal. En la región terminal la cutícula aparece surcada por estrías finas y regulares que aparecen muy marcadas en la zona próxima a la vulva y el ano, formando un patrón perineal característico. En la zona anterior presentan un estilete (12-16 μm) muy delgado y en ocasiones ligeramente curvado dorsalmente, con los nódulos basales redondeados y bien diferenciados. Son endoparásitos sedentarios. El juvenil de segunda edad es migratorio y es la fase infectiva que penetra en la raíz y posteriormente se desarrolla en su interior hasta la fase de adulto. Las hembras se mantienen sólo parcialmente incluidas en el interior del nódulo formado en el tejido radicular, de tal forma que su parte posterior emerge fuera de la raíz, así como los huevos inmersos en una matriz gelatinosa. Los machos son vermiformes, migratorios y en su parte anterior se diferencia una estructura labial alta y redondeada.

Huéspedes: La mayoría de las especies de Leguminosae y Graminaceae.

Sintomatología: La parte aérea de las plantas infestadas presenta áreas cloróticas y estructuras foliares raquílicas y mal desarrolladas. El sistema radicular muestra en las raíces secundarias los nódulos característicos, que consisten en células hipertrofiadas corticales que rodean a las hembras. Los nódulos producidos por esta especie son muy pequeños y generalmente están asociados a una gran proliferación radicular.

Dispersión: Mediante el agua de riego o por trasplantes de plántulas de vivero infestadas.

Distribución geográfica: Principalmente en Europa (Francia, Grecia, Inglaterra e Italia). En España se ha encontrado en Andalucía.

Referencias:

- Alcalá, J.V., Tobar Jiménez, A. (1970). Lesiones causadas y reacciones provocadas por algunos nematodos en las raíces de ciertas plantas. *Revista Ibérica de Parasitología* 30: 547-566.
- Tobar-Jimenez, A. (1973). Nematodos de los "secanos" de la comarca de Alhama. I. Niveles de población y cultivos hospedadores. *Revista Ibérica de Parasitología* 33: 525-556.

- Castillo, P. Navas-Cortés, J.A., Gomar-Tinoco, D., Di Vito, M., Jiménez Díaz, R.M. (2003). Interactions between *Meloidogyne artiella* the cereal and legume root-noot nematode and *Fusarium oxysporum* f.sp. *cicerum* race 5 in chickpea. *Phytopathology* 93: 1513-1523.

Meloidogyne baetica Castillo, Vovlas, Subbotin and Troccoli

Taxonomía: Nemata; Secernentea; Tylenchida; Heteroderidae; Meloidogyninae.

Descripción: Nematodos con marcado dimorfismo sexual. Las hembras tienen el cuerpo en forma de saco hinchado de color blanquecino (0,7-1,3 mm de longitud), con un cuello que sobresale en la parte anterior. Vulva y ano en posición terminal. Cutícula irregularmente anillada alrededor de la región terminal, formando un patrón caracterizado por la presencia de una serie de estrías internas que forman dos bandas longitudinales que atraviesan el perineo hasta el área inferior de la vulva. En la zona anterior presentan un estilete (17-19 μm) robusto y ligeramente curvado en su parte dorsal. Son endoparásitos sedentarios y presentan una gran variabilidad en cuanto a su reproducción, que puede ser sexual o asexual, tanto por partenogénesis mitótica como por partenogénesis meiótica. El juvenil de segunda edad es migratorio y es la fase infectiva que penetra en la raíz y posteriormente se desarrolla en su interior hasta la fase de adulto. Las hembras se mantienen en el interior del nódulo formado en el tejido radicular. Los huevos están inmersos en una matriz gelatinosa que se forma en el exterior de la hembra y fuera de la raíz. Los machos son vermiformes, migratorios y en su parte anterior se diferencia una estructura labial redondeada, alta y estrecha.

El análisis enzimático de esterasas demuestra la existencia de patrones específicos con una banda (Rm 0,31).

Huéspedes: Olivo.

Sintomatología: El sistema radicular muestra en las raíces secundarias los nódulos característicos, que consisten en células hipertrofiadas corticales que rodean a las hembras. Los nódulos producidos por esta especie son pequeños y generalmente están asociados a una gran proliferación radicular.

Dispersión: Mediante el agua de riego o por trasplantes de plántulas de vivero infestadas.

Distribución geográfica: Se ha encontrado en Cádiz.

Referencias:

- Castillo, P., Vovlas, N., Subbotin, S., Troccoli, A. (2003). A new Root-Knot Nematode, *Meloidogyne baetica* n.sp. (Nematoda: Heteroderidae), Parasitizing Wild Olive in Southern Spain. *Nematology*: 1093-1101.

Meloidogyne hapla Chitwood

Taxonomía: Nematoda; Secernentea; Tylenchida; Heteroderidae; Meloidogyninae.

Descripción: Nematodos con marcado dimorfismo sexual. Las hembras tienen el cuerpo en forma de pera, de color blanquecino (0,4 a 0,9 mm de longitud), con un cuello que sobresale en la parte anterior. Vulva y ano en posición terminal. Cutícula irregularmente anillada alrededor de la región terminal, formando un patrón perineal caracterizado por la presencia de una serie de puntos subcuticulares en el área comprendida entre el ano y el extremo caudal. Arco dorsal frecuentemente redondeado. En la zona anterior presentan un estilete (14 a 17 μm de longitud) estrecho, delicado y con los nódulos basales pequeños, redondeados y bien diferenciados. Son endoparásitos sedentarios y presentan una gran variabilidad en cuanto a su reproducción, que puede ser sexual o asexual, tanto por partenogénesis mitótica como por partenogénesis meiótica. El juvenil de segunda edad es migratorio y es la fase infectiva que penetra en la raíz y posteriormente se desarrolla en su interior hasta la fase de adulto. Las hembras se mantienen en el interior del nódulo formado en el tejido radicular. Los huevos están inmersos en una matriz gelatinosa que se forma en el exterior de la hembra y fuera de la raíz. Los machos son vermiformes, migratorios y en su parte anterior se diferencia una estructura labial redondeada, alta y estrecha. El análisis enzimático de esterases demuestra la existencia de un patrón específico (H1).

Huéspedes: Son nematodos polífagos y tienen un gran número de plantas huéspedes, entre las que se encuentran la mayoría de las plantas cultivadas (excepto las Gramineae).

Sintomatología: La parte aérea de las plantas infestadas presenta áreas cloróticas y estructuras foliares raquílicas y mal desarrolladas. El sistema radicular muestra en las raíces secundarias los nódulos característicos, que consisten en células hipertrofiadas corticales que rodean a las hembras. Los nódulos producidos por esta especie son pequeños, redondeados y generalmente están asociados a una gran proliferación radicular. Los ataques se visualizan en el campo en rodales bien definidos. Las plantas gravemente afectadas pueden marchitarse y morir, especialmente en condiciones de estrés hídrico.

Dispersión: Mediante el agua de riego o por trasplantes de plántulas de vivero infestadas.

Distribución geográfica: Se distribuye en las regiones frías de todo el mundo, en un rango latitudinal comprendido aproximadamente entre 34° N y 43° S. En las áreas tropicales y subtropicales su presencia está restringida a las zonas de elevada altitud (>100 m). En España se ha encontrado en Andalucía, Cataluña, Extremadura, Galicia, C. de Madrid, R. de Murcia y País Vasco.

Referencias:

- Jiménez-Millán, F., Arias, M., Bello, A., López Pedregal, J.M. (1965). Catálogo de los nematodos fitoparásitos y periradiculares encontrados en España. Boletín de la Real Sociedad de Historia Natural 63: 47-104..
- Moral, J. del, Romero, M.D. (1979). Técnicas de separación, morfometría y control de *Meloidogyne hapla* Chitwood en tomate mediante diversos nematicidas. Boletín Servicio de Plagas 5: 165-176 .
- Millán de Aguirre, J. R. (1989). Especies del género *Meloidogyne* presentes en los cultivos del País Vasco. Abstract V Congreso Nacional de Fitopatología, Badajoz.
- Pinochet, J., Verdejo, S., Marull, J. (1989). Evaluación de siete patrones de *Prunus* a tres especies de *Meloidogyne* en España. *Nematropica* 19: 125-134.
- Abelleira, A., Mansilla, J.P. (1993). Seguimiento de poblaciones de *Meloidogyne hapla* Chitwood en plantaciones de kiwi *Actinidia deliciosa* (A. Chev.) Liang & Ferguson. Boletín de Sanidad Vegetal, Plagas 19: 295-302.
- Vega, J.M., Páez, J. I., López-Aranda, J.M., Medina, J.J., Miranda, L., Montes, F. (2002). Nematodes on strawberries in Southern Spain: effects on yield and control of *Meloidogyne hapla*. Abstract IV International Congress of Nematology. Tenerife.

Meloidogyne hispanica Hirschmann

Taxonomía: Nematoda; Secernentea; Tylenchida; Heteroderidae; Meloidogyninae.

Descripción: Nematodos con marcado dimorfismo sexual. Las hembras tienen el cuerpo en forma de saco hinchado de color blanquecino (0,6 a 1,2 mm de longitud), con un cuello que sobresale en la parte anterior. Vulva y ano en posición terminal. Cutícula irregularmente anillada alrededor de la región terminal, formando un patrón perineal con el arco dorsal bajo y las líneas laterales ampliamente separadas y con estrías con borde irregular (con flecos). En la zona anterior presentan un estilete (14-15 μm) ancho, ligeramente curvado en su parte dorsal y con los nódulos basales bien diferenciados. Son endoparásitos sedentarios y se reproducen por partenogénesis mitótica. El juvenil de segunda edad es migratorio y es la fase infectiva que penetra en la raíz y posteriormente se desarrolla en su interior hasta la fase de adulto. Las hembras se mantienen en el interior del nódulo formado en el tejido radicular. Los huevos están inmersos en una matriz gelatinosa que se forma en el exterior de la hembra y fuera de la raíz. Los machos son vermiformes, migratorios y en su parte anterior se diferencia claramente la estructura labial alta y redondeada.

Huéspedes: Melocotonero y tomate.

Sintomatología: La parte aérea de las plantas infestadas presenta áreas cloróticas y estructuras foliares raquílicas y mal desarrolladas. El sistema radicular muestra en las raíces secundarias los nódulos característicos, que consisten en células hipertrofiadas corticales que rodean a las hembras.

Dispersión: Mediante el agua de riego o por trasplantes de plántulas de vivero infestadas.

Distribución geográfica: Se ha citado en Sevilla.

Referencias:

– Hirschmann, H. (1986). *Meloidogyne hispanica* n. sp. (Nematoda: Meloidogynidae), the Seville root-knot nematode. *Journal of Nematology* 18: 520-532.

***Meloidogyne incognita* (Kofoid and White) Chitwood**

Sinónimos: *Oxyuris incognita*; *Heterodera incognita*; *Meloidogyne incognita incognita*; *Meloidogyne incognita acrita*; *Meloidogyne acrita*; *Meloidogyne incognita inornata*; *Meloidogyne elegans*; *Meloidogyne grahami*; *Meloidogyne incognita wartellei*; *Meloidogyne inornata*.

Taxonomía: Nemata; Secernentea; Tylenchida; Heteroderidae; Meloidogyninae.

Descripción: Nematodos con marcado dimorfismo sexual. Las hembras tienen el cuerpo en forma de pera, de color blanquecino (0,5 a 0,8 mm de longitud), con un cuello que sobresale en la parte anterior. Vulva y ano en posición terminal. Cutícula irregularmente anillada alrededor de la región terminal, formando un patrón perineal que presenta el arco dorsal alto, rectangular, sin campos laterales y con estrías ligeramente onduladas o en zigzag. En la parte anterior presentan un estilete (15-17 μm) curvado dorsalmente con los nódulos basales muy diferenciados. Son endoparásitos sedentarios y se reproducen por partenogénesis mitótica. El juvenil de segunda edad es migratorio y es la fase infectiva que penetra en la raíz y posteriormente se desarrolla en su interior hasta la fase de adulto. Las hembras se mantienen en el interior del nódulo formado en el tejido radicular. Los huevos están inmersos en una matriz gelatinosa que se forma en el exterior de la hembra y fuera de la raíz.

El análisis enzimático de esterases demuestra la existencia de un patrón específico (I1).

Huéspedes: Son nematodos polípagos y tienen un gran número de plantas huéspedes, entre las que se encuentran la mayoría de las plantas cultivadas.

Sintomatología: La parte aérea de las plantas infestadas presenta áreas cloróticas y estructuras foliares raquílicas y mal desarrolladas. El sistema radicular muestra en las raíces secundarias los nódulos característicos, que consisten en células hipertrofiadas corticales que rodean a las hembras. En ocasiones estos nódulos tienden a fusionarse y pueden producir grandes protuberancias y deformaciones de las raíces. Los ataques se visualizan en el campo en rodales bien definidos. Las plantas gravemente afectadas pueden marchitarse y morir, especialmente en condiciones de estrés hídrico.

Dispersión: Mediante el agua de riego o por trasplantes de plántulas de vivero infestadas.

Distribución geográfica: Distribuido por todo el mundo en un rango latitudinal comprendido aproximadamente entre 40° N y 33° S. En España está ampliamente distribuido en Andalucía, Aragón, Cataluña, Castilla-La Mancha, Extremadura, C. de Madrid, R. de Murcia y País Vasco.

Referencias:

- Guevara Pozo, D., Tobar-Jiménez, A. (1963). Nematodos parásitos de vegetales de la Vega de Granada. *Revista Ibérica de Parasitología* 24: 3-42.
- Jiménez-Millán, F., Arias, M., Bello, A., López-Pedregal, J.M. (1965). Catálogo de los nematodos fitoparásitos y periradiculares encontrados en España. *Boletín de la Real Sociedad de Historia Natural*, 63: 47-104. (Aragón, Madrid).
- Millán de Aguirre, J. R. (1989). Especies del género *Meloidogyne* presentes en los cultivos del País Vasco. Abstract V Congreso Nacional de Fitopatología. Badajoz.
- Cenis, J. L., Opperman, C.H., Triantaphyllou, A.C. (1992). Cytogenetic, enzymatic, and restriction fragment length polymorphism variation of *Meloidogyne* spp. from Spain. *Phytopathology* 82: 527-531
- Sorribas, F. J., Verdejo Lucas, S. (1994). Survey of *Meloidogyne* spp. in tomato production fields of Baix Llobregat County, Spain. *Journal of Nematology* 26: 731-736.
- Espárrago, G., Navas, A. (1995). Nematodos parásitos de plantas asociados a cultivos hortícolas y tabaco en la región de La Vera, Extremadura. *Boletín de Sanidad Vegetal, Plagas* 21: 303-317.
- Pinochet, J., Angles, M., Dalmau, E., Fernández, C., Felipe, A. (1996). *Prunus* rootstock evaluation to root-knot and lesion nematodes in Spain. *Journal of Nematology* 28: 616-623.
- Escuer, M., Rodríguez, M.D., Rodríguez, M.P., Lastes, J., Bello, A. (1996). Incidencia de *Meloidogyne* en cultivos hortícolas de Almería. Resúmenes del VIII Congreso de la Sociedad Española de Fitopatología. Córdoba.
- Arias, M., Fresno, J., López, J.A., Escuer, M., Arcos, S. Bello, A. (1997). Nematodos, virosis y manejo del viñedo en Castilla-La Mancha. Ed. CSIC-Junta de Comunidades de Castilla-La Mancha. Madrid. 105 pp.
- Andrés, M. F. (2002). Estudio de la incidencia de nematodos formadores de nódulos (*Meloidogyne* spp.) y transmisores de virus (*Xiphinema* spp.) en cultivos de vid y melón de la comarca de Tomelloso. Resúmenes del XI Congreso de la Sociedad Española de Fitopatología. Almería.
- Escuer, M., Cano, A., Bello, A. (2002). Nematode problems in the region of Murcia (Spain), a Mediterranean model. Abstract IV International Congress of Nematology. Tenerife.

- Nico, A., Rapoport, H.F., Jiménez-Díaz, R., Castillo, P. (2002). Incidence and population density of plant-parasitic nematodes associated with olive planting stocks at nurseries in Southern Spain. *Plant Disease* 86: 1057-1079.
- Castillo, P., Jiménez-Díaz R.M. (2003) First report of *Meloidogyne incognita* infecting spinach in Southern Spain. *Phytopathology* 87: 874.

Meloidogyne javanica (Treub.) Chitwood

Sinónimos: *Heterodera javanica*, *Anguillula javanica*, *Meloidogyne javanica javanica*, *Meloidogyne javanica bauruensis*, *Meloidogyne bauruensis*, *Meloidogyne lucknowica*, *Meloidogyne lordelloi*.

Taxonomía: Nemata; Secernentea; Tylenchida; Heteroderidae; Meloidogyninae.

Descripción: Nematodos con marcado dimorfismo sexual. Las hembras tienen el cuerpo en forma de pera, de color blanquecino (0,5 a 1,2 mm de longitud), con un cuello que sobresale en la parte anterior. Vulva y ano en posición terminal. Cutícula irregularmente anillada alrededor de la región terminal, formando un patrón que se caracteriza principalmente por la presencia en el área perineal de líneas laterales que dividen claramente la región dorsal de la ventral. Arco dorsal moderadamente alto y estrecho. En la zona anterior presentan un estilete (14-18 μm) cilíndrico, ligeramente curvado en su parte dorsal y ensanchado en la base. Son endoparásitos sedentarios y se reproducen por partenogénesis mitótica. El juvenil de segunda edad es migratorio y es la fase infectiva que penetra en la raíz y posteriormente se desarrolla en su interior hasta la fase de adulto. Las hembras se mantienen en el interior del nódulo formado en el tejido radicular. Los huevos están inmersos en una matriz gelatinosa que se forma en el exterior de la hembra y fuera de la raíz.

El análisis enzimático de esterasas demuestra la existencia de un patrón específico (J3).

Huéspedes: Son nematodos polípagos y tienen un gran número de plantas huéspedes, entre las que se encuentran la mayoría de las plantas cultivadas.

Sintomatología: La parte aérea de las plantas infestadas presenta áreas cloróticas y estructuras foliares raquílicas y mal desarrolladas. El sistema radicular muestra en las raíces secundarias los nódulos característicos, que consisten en células hipertrofiadas corticales que rodean a las hembras. En ocasiones estos nódulos tienden a fusionarse y pueden producir grandes protuberancias y deformaciones de las raíces. Los ataques se visualizan en el campo en rodales bien definidos. Las plantas gravemente afectadas pueden marchitarse y morir, especialmente en condiciones de estrés hídrico.

Dispersión: Mediante el agua de riego o por trasplantes de plántulas de vivero infestadas.

Distribución geográfica: Se distribuye por todo el mundo en un rango latitudinal comprendido aproximadamente entre 33° N y 33° S. Su distribución está limitada por las bajas temperaturas (< 3°C) y se ve favorecida por los periodos de sequía. En España se ha encontrado en Andalucía, Cataluña, Extremadura, Canarias y R. de Murcia.

Referencias:

- Guirán, G. (1962). Nematodes parasites des plantes cultivées aux Iles Canaries. C.R. Académie Agricole de France 48: 388-390.
- Jiménez-Millán, F., Arias, M., Bello, A., López-Pedregal, J.M. (1965). Catálogo de los nematodos fitoparásitos y periradiculares encontrados en España. Boletín de la Real Sociedad de Historia Natural 63: 47-104. (Sevilla).
- Bello, A. (1969). Estudios de las nematocenosis de las Islas Canarias e influencia del factor antropógeno sobre las mismas. Boletín de la Real Sociedad de Historia Natural 67: 35-52.
- Cenis, J. L., Opperman, C.H., Triantaphyllou, A.C. (1992). Cytogenetic, enzymatic, and restriction fragment length polymorphism variation of *Meloidogyne* spp. from Spain. Phytopathology 82: 527-531.
- Sorribas, F. J., Verdejo Lucas, S. (1994). Survey of *Meloidogyne* spp. in tomato production fields of Baix Llobregat County, Spain. Journal of Nematology 26: 731-736.
- Espárrago, G., Navas, A. (1995). Nematodos parásitos de plantas asociados a cultivos hortícolas y tabaco en la región de La Vera, Extremadura. Boletín de Sanidad Vegetal, Plagas 21: 303-317.
- Escuer, M., Rodríguez, M.D., Rodríguez, M.P., Lastes, J., Bello, A. (1996). Incidencia de *Meloidogyne* en cultivos hortícolas de Almería. Resúmenes del VIII Congreso de la Sociedad Española de Fitopatología. Córdoba.
- Escuer, M., Cano, A., Bello, A. (2002). Nematode problems in the region of Murcia (Spain), a Mediterranean model. Abstract IV International Congress of Nematology. Tenerife.
- Nico, A., Rapoport, H.F., Jiménez-Díaz, R., Castillo, P. (2002). Incidence and population density of plant-parasitic nematodes associated with olive planting stocks at nurseries in Southern Spain. Plant Disease 86: 1057-1079.

***Paratrichodorus minor* (Colburn) Siddiqi**

Sinónimos: *Trichodorus minor*, *Trichodorus christiei*, *Paratrichodorus christiei*, *Trichodorus obesus*.

Taxonomía: Nemata; Adenophorea; Dorylaimida; Trichodoridae.

Descripción: Nematodos de aspecto robusto (0,4 a 1,5 mm de longitud). Cutícula gruesa, especialmente apreciable en los individuos fijados. Estilete u onquiostilo (26-47 μm), que es una prolongación de un diente dorsal, con forma curvada ventral. Las hembras no tienen poros laterales ni caudales. Apertura vulvar en situación media y ventralmente con forma de hendidura transversal, con esclerotización ligera en forma de barra. Región caudal redondeada, muy corta y con el ano en posición casi terminal. Los machos son poco frecuentes, con región caudal recta cuando están relajados, no presentan papilas cervicales ventromedianas y tienen ala caudal. Son ectoparásitos migratorios de las raíces y transmisores de virus vegetales (Tobravirus).

Huéspedes: Son nematodos polífagos que parasitan un gran número de plantas, entre las que destacan hortícolas y frutales.

Sintomatología: Estos nematodos ectoparásitos se alimentan de la capa cortical de las raíces y pelos radiculares, preferentemente en la zona meristemática, provocando la detención del crecimiento de las raíces y una reducción general del desarrollo radicular. Las plantas afectadas muestran menor crecimiento, amarilleo foliar y son especialmente vulnerables a la sequía. Esta especie es vector del virus del cascabeleo del tabaco (TRV) en patata, tabaco y bulbos ornamentales y del virus del anillado del pimiento (PRV) en alcachofa.

Dispersión: Mediante el agua de riego o por el transporte de suelo infestado.

Distribución geográfica: Es una especie cosmopolita que se distribuye prácticamente en todos los continentes. En España se ha encontrado en Badajoz, Canarias, Málaga, Salamanca y C. Valenciana.

Referencias:

- Gómez-Barcina, A., Jiménez-Millán, F. (1967). Primeros estudios nematológicos en cultivos de la zona costera granadino-malagueña. *Anales de Edafología y Agrobiología* 26: 585-600.
- Del Moral, J., Martínez-Aljama, F. (1985). Estudio sobre la biología y control de diversas especies de nematodos fitoparásitos en el cultivo de maíz. *Anales del INIA, Serie Agrícola* 28: 73-89.
- López-Pérez, J.A., Arias, M., Bello, A. (2001). Trichodoridae (Nematodo: *Triplonchida*) in Spain. *Nematology* 3: 403-409.

Paratrichodorus pachydermus (Seinhorst) Siddiqi

Sinónimos: *Trichodorus pachydermus*.

Taxonomía: Nemata; Adenophorea; Dorylaimida; Trichodoridae.

Descripción: Nematodos de aspecto robusto (0,6 a 0,95 mm de longitud). Cutícula gruesa, especialmente apreciable en los individuos fijados. Estilete u onquiostilo (44-58 μm), que es una prolongación de un diente dorsal, con forma curvada ventral. Las hembras tienen poros laterales en la parte posterior a la vulva y de uno a dos pares de poros caudales. Apertura vulvar en situación media y ventralmente, con forma de poro con esclerotización ligera en forma alargada a redondeada. Espermateca ausente. Región caudal redondeada, muy corta y con el ano en posición casi terminal. Los machos con una sola papila cervical ventromediana, presentan la región caudal recta cuando están relajados y tienen ala caudal. Son ectoparásitos migratorios de las raíces y transmisores de virus vegetales (Tobravirus).

Huéspedes: Son nematodos polífagos que parasitan un gran número de plantas, entre las que destacan cereales, hortícolas y frutales.

Sintomatología: Estos nematodos ectoparásitos se alimentan de la capa cortical de las raíces y pelos radiculares preferentemente en la zona meristemática, provocando la detención del crecimiento de las raíces y una reducción general del desarrollo radicular. Esta sintomatología se conoce como “Docking disorder” y afecta especialmente a la remolacha azucarera. Además de su potencial patógeno por acción directa, esta especie es vector del virus del cascabeleo del tabaco (TRV) en patata, tabaco y bulbos ornamentales.

Dispersión: Mediante el agua de riego o por el transporte de suelo infestado.

Distribución geográfica: Se distribuye ampliamente en América del Norte y Europa. En España se ha encontrado en Ciudad Real y Toledo.

Referencias:

- Arias, M., Fresno, J., López-Pérez, J.A., Escuer, M., Arcos, S.C., Bello, A. (1997). Nematodos, virosis y manejo del viñedo en Castilla-La Mancha. Castilla-La Mancha, Spain, CSIC-JCC, 117 pp.

Paratrichodorus teres (Seinhorst) Siddiqi

Sinónimos: *Trichodorus teres*, *Trichodorus flevensis*.

Taxonomía: Nemata; Adenophorea; Dorylaimida; Trichodoridae.

Descripción: Nematodos de aspecto robusto (0,5–0,9 mm de longitud). Cutícula gruesa, especialmente apreciable en los individuos fijados. Estilete u onquiostilo (46-60 μm), que es una prolongación de un diente dorsal, con forma curvada ventral. Las hembras tienen un par de poros laterales. Apertura vulvar en situación media y ventralmente con forma de corta hendidura transversal con esclerotización ligera en forma ovalada. Espermateca ausente. Región caudal redondeada, muy corta y con el ano en posición casi terminal. Los machos son poco frecuentes; no presentan papilas cervicales ventromediana. Región caudal recta cuando están relajados y con ala caudal. Son ectoparásitos migratorios de las raíces y transmisores de virus vegetales (Tobravirus).

Huéspedes: Son nematodos polífagos que parasitan un gran número de plantas, entre las que destacan cereales y hortícolas.

Sintomatología: Estos nematodos ectoparásitos se alimentan de la capa cortical de las raíces y pelos radicales preferentemente en la zona meristemática, provocando la detención del crecimiento de las raíces y una reducción general del desarrollo radicular. Esta sintomatología se conoce como “Docking disorder” y afecta especialmente a la remolacha azucarera. Además de su potencial patógeno por acción directa, esta especie es vector del virus del cascabeleo del tabaco (TRV).

Dispersión: Mediante el agua de riego o por el transporte de suelo infestado.

Distribución geográfica: Se distribuye ampliamente por Europa. También se ha encontrado en América del Norte y Sudáfrica. En España se ha encontrado en Ciudad Real y Toledo.

Referencias:

- Decraemer, W., Roca F., Castillo, P., Peña-Santiago, R., Gómez Barcina, A. (1993). Trichodoridae from Southern Spain, with description of *Trichodorus giennensis* n.sp. (Nemata: Trichodoridae). *Fundamental Applied Nematology* 16: 407-416.
- López-Perez, J.A., Arias, M. (1997) Factores edáficos que condicionan la distribución de los nematodos Trichodóridos en la Península Ibérica. *Edafología* 3: 145-150.
- López-Perez, J.A., Arias, M., Bello, A. (2001). Trichodoridae (Nematodo: *Triplonchida*) in Spain. *Nematology* 3: 403-409.

Pratylenchus coffeae Zimmerman

Sinónimos: *Pratylenchus musicola*, *Pratylenchus mahogani*, *Pratylenchus pratensis*.

Taxonomía: Nemata; Secernentea; Tylenchida; Pratylenchidae.

Descripción: Cuerpo cilíndrico, de pequeño tamaño (0,3 a 0,8 mm de longitud), recto, finamente anulado. Los campos laterales están marcados básicamente por cuatro líneas longitudinales. Esqueleto cefálico muy esclerotizado. Región labial compuesta por dos anillos. Estilete corto (15 a 18 μm) con los nódulos basales bien desarrollados. Espermateca esférica o ligeramente oval, con esperma. Región caudal con el “terminus” redondeado, truncado o dentado. Machos similares a las hembras con una bursa que envuelve a la región caudal. Son endoparásitos migratorios de la raíz. Tanto los adultos como las fases juveniles tienen capacidad infectiva.

Huéspedes: Café, banana y cítricos.

Sintomatología: Causan lesiones en las raíces, de las que son endoparásitos. Las zonas radiculares, donde estos nematodos entran y se multiplican, adquieren un característico color marrón oscuro, causado por la necrosis de las células afectadas y la invasión de patógenos secundarios como hongos o bacterias. En el campo los ataques se manifiestan como rodales que se expanden lentamente y formados por plantas con un menor crecimiento y amarilleo foliar, con la consiguiente pérdida de rendimiento en la cosecha.

Dispersión: Mediante el agua de riego o por el transporte de suelo o material vegetal (raíces) infestado.

Distribución geográfica: Mundial en zonas templadas a subtropicales. En España se distribuye en Cataluña y Canarias.

Referencias:

- Bello, A., Alvarado, J.M. y Jiménez-Millán, F. (1965). Estudio de los nematodos de los cultivos de las plataneras de las Canarias occidentales. Boletín de la Real Academia de Historia Natural 63: 33-46.
- Jiménez-Millán, F., Arias, M., Bello, A., López Pedregal, J.M. (1965). Catálogo de los nematodos fitoparásitos y periradiculares encontrados en España. Boletín de la Real Sociedad de Historia Natural 63: 47-104.
- Arias, M. y Romero, M.D. (1979). Nematodos posibles fitoparásitos asociados a los cultivos de cereales en España. Anales INIA Serie: Protección Vegetal 11: 109-130.

Pratylenchus crenatus Loof

Sinónimos: *Pratylenchus clavicaudatus*.

Taxonomía: Nemata; Secernentea; Tylenchida; Pratylenchidae.

Descripción: Cuerpo cilíndrico, de pequeño tamaño (0,3 a 0,6 mm de longitud), recto, finamente anulado. Los campos laterales con seis líneas longitudinales, las cuatro interiores unidas dos a dos. Esqueleto cefálico muy esclerotizado. Región labial compuesta por tres anillos. Estilete corto (15-18 μm) con los nódulos basales dentados. Vulva en posición posterior (80-86% de la longitud del cuerpo). Espermateca vacía. Región caudal con el “terminus” redondeado y festoneado. No se han encontrado machos. Son endoparásitos migratorios de la raíz. Tanto la hembra como las fases juveniles tienen capacidad infectiva.

Huéspedes: Cereales, pastos y zanahoria.

Sintomatología: Causan lesiones en las raíces, de las que son endoparásitos. Las zonas radicales donde estos nematodos entran y se multiplican adquieren un color marrón oscuro característico causado por la necrosis de las células afectadas y la invasión de patógenos secundarios, como hongos o bacterias. En el campo los ataques se manifiestan como rodales que se expanden lentamente y formados por plantas con un menor crecimiento y amarilleo foliar con la consiguiente pérdida de rendimiento en la cosecha.

Dispersión: Mediante el agua de riego o por el transporte de suelo o material vegetal (raíces) infestado.

Distribución geográfica: América del Norte, Europa, Japón, Sudáfrica y Venezuela. En España se ha encontrado en Extremadura.

Referencias:

- Espárrago, G., Navas, A. (1995). Nematofauna fitoparásita asociada a cultivos hortícolas y de tabaco en regadíos de Extremadura. Boletín de Sanidad Vegetal, Plagas 21: 303-317.

Pratylenchus goodeyi Sher and Allen

Taxonomía: Nemata; Secernentea; Tylenchida; Pratylenchidae.

Descripción: Cuerpo cilíndrico, de pequeño tamaño (0,4 a 0,6 mm de longitud), recto, finamente anulado. Los campos laterales con cuatro líneas longitudinales. Esqueleto céfalico muy esclerotizado. Región labial compuesta por tres o cuatro anillos. Estilete corto (14-17 μ m) con los nódulos basales bien diferenciados. Vulva en posición anterior (70-76% de la longitud del cuerpo). Espermateca grande oblonga y llena de esperma. Región caudal con el “terminus” liso y dorsalmente sinuoso. Machos similares a la hembra con una bursa que envuelve a la región caudal. Son endoparásitos migratorios de la raíz. Tanto los adultos como las fases juveniles tienen capacidad infectiva.

Huéspedes: Banana.

Sintomatología: Causan lesiones en las raíces, de las que son endoparásitos. Las zonas radiculares donde estos nematodos entran y se multiplican adquieren un color marrón oscuro característico causado por la necrosis de las células afectadas y la invasión de patógenos secundarios, como hongos o bacterias. En el campo los ataques se manifiestan como rodales que se expanden lentamente y están formados por plantas con un menor crecimiento y amarilleo foliar, con la consiguiente pérdida de rendimiento en la cosecha.

Dispersión: Mediante el agua de riego o por el transporte de suelo o material vegetal (raíces) infestado.

Distribución geográfica: Africa del Este. En España se ha encontrado en Sevilla y Canarias.

Referencias:

- De Guiran, G., Vlardebo, A. (1962). Le bananier aux Iles Canaries IV: Les nématodes parasites du bananier. *Fruits* 17: 263-277.
- Jiménez-Millán, F., Arias, M., Bello, A., López Pedregal, J.M. (1965). Catálogo de los nematodos fitoparásitos y periradiculares encontrados en España. *Boletín de la Real Sociedad de Historia Natural* 63: 47-104
- Bello, A. Alvarado, J.M., Jiménez-Millán, F. (1965). Estudio de los nematodos de los cultivos de las plataneras de las Canarias occidentales. *Boletín de la Real Academia de Historia Natural* 63: 33-46.
- Andrés, M.F., Pinochet, J., Hernández-Dorrego, A., Delibes, A. (2000). Analysis of inter- and intraspecific diversity of *Pratylenchus* spp. using isozyme markers. *Plant Pathology* 46: 640-649.

Pratylenchus neglectus Rens

Sinónimos: *Pratylenchus minyus*, *Pratylenchus capitatus*, *Pratylenchus neocapitatus*, *Pratylenchus similis*.

Taxonomía: Nemata; Secernentea; Tylenchida; Pratylenchidae.

Descripción: Cuerpo cilíndrico, de pequeño tamaño (0,3 a 0,6 mm de longitud), recto, finamente anulado. Campos laterales equidistantes, con cuatro líneas longitudinales que en la zona media del cuerpo aparecen marcados con finas estriaciones oblicuas. Esqueleto cefálico muy esclerotizado. Región labial compuesta por dos anillos. Estilete corto (15-17 μm) con los nódulos basales dentados. Vulva en posición posterior (80-86% de la longitud del cuerpo). Espermateca pequeña y vacía. Región caudal cónica con el “terminus” liso redondeado u oblicuo. Son endoparásitos migratorios de la raíz. Tanto los adultos como las fases juveniles tienen capacidad infectiva.

Huéspedes: Cereales, tabaco y menta.

Sintomatología: Causan lesiones en las raíces, de las que son endoparásitos. Las zonas radiculares donde estos nematodos entran y se multiplican adquieren un color marrón oscuro característico causado por la necrosis de las células afectadas y la invasión de patógenos secundarios, como hongos o bacterias. En el campo los ataques se manifiestan como rodales que se expanden lentamente y están formados por plantas con un menor crecimiento y amarilleo foliar, con la consiguiente pérdida de rendimiento en la cosecha.

Dispersión: Mediante el agua de riego o por el transporte de suelo o material vegetal (raíces) infestado.

Distribución geográfica: América del Norte, Australia, Europa, India, Japón y Sudáfrica. En España se ha encontrado en Cataluña, Extremadura y Granada.

Referencias:

- Guevara Pozo, D., Tobar-Jiménez, A. (1963). Nematodos parásitos de vegetales de la Vega de Granada. *Revista Ibérica de Parasitología* 23: 347-370.
- Guevara Pozo, D., Tobar-Jiménez, A. (1964). Nematodos parásitos de vegetales de la Vega de Granada. *Revista Ibérica de Parasitología* 24: 3-42.
- Jiménez-Millán, F., Arias, M., Bello, A., López Pedregal, J.M. (1965). Catálogo de los nematodos fitoparásitos y perirradiculares encontrados en España. *Boletín de la Real Sociedad de Historia Natural* 63: 47-104.

- Pinochet, J., Verdejo-Lucas, S., Marull, J. (1991). Host suitability of eight *Prunus* spp. and one *Pyrus communis* rootstocks to *Pratylenchus vulnus*, *P. neglectus*, and *P. thornei*. *Journal of Nematology* 23: 570-575.
- Espárrago, G., Navas, A. (1995). Nematofauna fitoparásita asociada a cultivos hortícolas y de tabaco en regadíos de Extremadura. *Boletín de Sanidad Vegetal, Plagas* 21: 303-317.

***Pratylenchus penetrans* (Cobb) Chitwood and Oteifa**

Sinónimos: *Tylenchus gulosus*, *Pratylenchus globulicola*.

Taxonomía: Nemata; Secernentea; Tylenchida; Pratylenchidae.

Descripción: Cuerpo cilíndrico, de pequeño tamaño (0,3 a 0,8 mm de longitud), recto, finamente anulado. Campos laterales con cuatro líneas longitudinales equidistantes. Esqueleto cefálico muy esclerotizado. Región labial compuesta por tres anillos. Estilete corto (15-17 μm de longitud) con los nódulos basales redondeados. Vulva en posición posterior (75-84% de la longitud del cuerpo). Espermateca esférica u ovoide con esperma. Región caudal subcilíndrica, redondeada con el “terminus” liso. Machos similares a la hembra con una bursa que envuelve a la región caudal. Son endoparásitos migratorios de la raíz. Tanto los adultos como las fases juveniles tienen capacidad infectiva.

Huéspedes: Son polípagos y tienen un gran número de plantas huéspedes, entre las que se encuentran la mayoría de los cultivos hortícolas y frutales.

Sintomatología: Causan lesiones en las raíces, de las que son endoparásitos. Las zonas radiculares donde estos nematodos entran y se multiplican adquieren un color marrón oscuro característico causado por la necrosis de las células afectadas y la invasión de patógenos secundarios como hongos o bacterias. En el campo los ataques se manifiestan como rodales que se expanden lentamente y están formados por plantas con un menor crecimiento y amarilleo foliar, con la consiguiente pérdida de rendimiento en la cosecha.

Dispersión: Mediante el agua de riego o por el transporte de suelo o material vegetal (raíces) infestado.

Distribución geográfica: Mundial en zonas templadas. En España se ha encontrado en Andalucía, Cataluña, Castilla-La Mancha, Extremadura y Canarias.

Referencias:

- Guevara Pozo, D., Tobar-Jiménez, A. (1964). Nematodos parásitos de vegetales de la Vega de Granada. *Revista Ibérica de Parasitología* 24: 3-42.
- Bello, A. (1969). Estudio de las nematocenosis de las Islas Canarias e influencia del factor antropógeno sobre las mismas. *Boletín de la Real Sociedad Española de Historia Natural* 67: 35-52.
- Wienberg, D., Seidel, H., Weiler, N. (1972). Strawberry growing in Southern Spain. *Der Erdbeeranbau in Südpain Frankfurt/Main, DDR, Bundestelle für Entwicklungshilfe Abt. Landwirtschaft*. 89 pp.

- Arias, M., Romero, M.D. (1979). Nematodos posibles fitoparásitos asociados a los cultivos de cereales en España. *Anales INIA Serie: Protección Vegetal* 11: 109-130.
- Castillo, P., Gómez-Barcina, A., Vovlas, N., Navas, A. (1991). Some plant-parasitic nematodes associated with cotton and chickpea in southern Spain with description of *Amplimerlinius magnistylus* sp. n. *Afro-Asian Journal of Nematology* 1: 195-203.
- Espárrago, G., Navas, A. (1995). Nematofauna fitoparásita asociada a cultivos hortícolas y de tabaco en regadíos de Extremadura. *Boletín de Sanidad Vegetal, Plagas* 21: 303-317.
- Nico, A.I., Rapoport, H.F., Jiménez-Díaz, R.M., Castillo, P. (2002). Incidence and population density of plant-parasitic nematodes associated with olive planting stocks at nurseries in Southern Spain. *Plant Disease* 86: 1075-1079.
- Vega, J.M., Páez, J.I., López-Aranda, J.M., Medina, J.J., Miranda, L., Montes, F. (2002). Nematodes on strawberries in Southern Spain: effects on yield and control of *Meloidogyne hapla*. Abstract IV International Congress of Nematology. Tenerife.

Pratylenchus thornei Sher and Allen

Taxonomía: Nemata; Secernentea; Tylenchida; Pratylenchidae.

Descripción: Cuerpo cilíndrico, de pequeño tamaño (0,4 a 0,8 mm de longitud), recto, finamente anulado. Campos laterales con cuatro líneas longitudinales equidistantes. Los márgenes externos del esqueleto cefálico se extienden hacia el interior del cuerpo ocupando la longitud de dos anillos y hacia la región labial ocupando la longitud de un anillo. Región labial compuesta por tres anillos, alta y bien desarrollada. Estilete corto (15-19 μm) con los nódulos basales redondeados o dentados. Vulva en posición relativamente posterior (73-80% de la longitud del cuerpo). Espermateca muy pequeña y vacía. Región caudal con el “terminus” liso ampliamente redondeado o truncado. Son endoparásitos migratorios de la raíz. Tanto los adultos como las fases juveniles tienen capacidad infectiva.

Huéspedes: Cereales.

Sintomatología: Causan lesiones en las raíces, de las que son endoparásitos. Las zonas radiculares donde estos nematodos entran y se multiplican adquieren un color marrón oscuro característico causado por la necrosis de las células afectadas y la invasión de patógenos secundarios, como hongos o bacterias. En el campo los ataques se manifiestan como rodales que se expanden lentamente y están formados por plantas con un menor crecimiento y amarilleo foliar, con la consiguiente pérdida de rendimiento en la cosecha.

Dispersión: Mediante el agua de riego o por el transporte de suelo o material vegetal (raíces) infestado.

Distribución geográfica: América del Norte, Australia, Egipto, Europa, India, Irán, Japón y Méjico. En España se ha encontrado en: Andalucía, Cantabria, Cataluña, Castilla-La Mancha, Castilla y León, Extremadura, Galicia, Canarias y C. de Madrid.

Referencias:

- Guiran, G. (1962). Nematodes parasites des plantes cultivées aux Iles Canaries. C.R. Académie Agricole de France 48: 388-390.
- Guevara Pozo, D., Tobar-Jiménez, A. (1963). Nematodos parásitos de vegetales de la Vega de Granada. Revista Ibérica de Parasitología 23: 347-370.
- Jiménez-Millán, F., Arias, M., Bello, A., López Pedregal, J.M. (1965). Catálogo de los nematodos fitoparásitos y periradiculares encontrados en España. Boletín de la Real Sociedad de Historia Natural 63: 47-104.

- Bello, A., Alvarado, J.M., Jiménez-Millán, F. (1965). Estudio de los nematodos de los cultivos de las plataneras de las Canarias occidentales. Boletín de la Real Academia de Historia Natural 63: 33-46.
- Romero, M.D., Jiménez-Millán, F., Arias, M. (1970). Interrelación de nematodos fitoparásitos de algunos cultivos de solanáceas. P. Instituto Biología Aplicada 49:101-109.
- Arias, M., Romero, M.D. (1971). Nematodos asociados al cultivo de la remolacha (*Beta vulgaris* L.) en la región I: Galicia y Cantábrico. Primer Centenario Real Sociedad Española de Historia Natural V.E.: 45-54.
- Arias, M., Romero, M.D. (1979). *Nematodos* posibles fitoparásitos asociados a los cultivos de cereales en España. Anales INIA Serie: Protección Vegetal 11: 109-130.
- Marull, J., Pinochet, J., Verdejo, S. (1990). Respuesta de cinco cultivares de almendro a cuatro especies de nematodos lesionadores en España. Nematropica 20: 143-151.
- Pinochet, J., Verdejo-Lucas, S., Marull, J. (1991). Host suitability of eight *Prunus* spp. and one *Pyrus communis* rootstocks to *Pratylenchus vulnus*, *P. neglectus*, and *P. thornei*. Journal of Nematology 23: 570-575.
- Castillo, P., Gómez-Barcina, A., Vovlas, N., Navas, A. (1991). Some plant-parasitic nematodes associated with cotton and chickpea in southern Spain with description of *Amplimerlinius magnistylus* sp. n. Afro-Asian Journal of Nematology 1: 195-203.
- Espárrago, G., Navas, A. (1995). Nematofauna fitoparásita asociada a cultivos hortícolas y de tabaco en regadíos de Extremadura. Boletín de Sanidad Vegetal, Plagas 21: 303-317.
- Castillo, P., Vovlas, N., Jiménez-Díaz, R.M. (1998). Pathogenicity and histopathology of *Pratylenchus thornei*. Populations on selected chickpea genotypes. Plant Pathology 47: 370-376.
- Nombela, G. y Romero, M.D. (1999). Host response to *Pratylenchus thornei* of a wheat line carrying the Cre2 gene for resistance to *Heterodera avenae*. Nematology 1: 381-388.

Pratylenchus vulnus Allen and Jensen

Taxonomía: Nemata; Secernentea; Tylenchida; Pratylenchidae.

Descripción: Cuerpo cilíndrico, de pequeño tamaño (0,4 a 0,9 mm de longitud), recto, finamente anulado. Campos laterales con cuatro líneas longitudinales no equidistantes. Esqueleto cefálico muy desarrollado. Región labial compuesta por tres o cuatro anillos. Estilete corto (13-19 μm) con los nódulos basales redondeados. Vulva en posición posterior (77-82% de la longitud del cuerpo). Espermateca funcional ovalada, con esperma. Región caudal conoide con el "terminus" liso, subagudo. Machos similares a la hembra con una bursa que envuelve a la región caudal. Son endoparásitos migratorios de la raíz. Tanto los adultos como las fases juveniles tienen capacidad infectiva.

Huéspedes: Frutales.

Sintomatología: Causan lesiones en las raíces, de las que son endoparásitos. Las zonas radiculares donde estos nematodos entran y se multiplican adquieren un color marrón oscuro característico causado por la necrosis de las células afectadas y la invasión de patógenos secundarios como hongos o bacterias, lo que provoca la putrefacción paulatina del sistema radicular. En el campo los ataques se manifiestan asociados a problemas de decaimiento de la plantación y a problemas de replantación.

Dispersión: Mediante el agua de riego o por el transporte de suelo o material vegetal (raíces) infestado.

Distribución geográfica: América del Norte, América Central, Australia, Cuba, Egipto, Europa, India, Irán, Islas Filipinas, Japón, Méjico, Rusia y Sudáfrica. En España se ha encontrado en Cataluña y Extremadura.

Referencias:

- Marull, J., Pinochet, J., Verdejo, S. (1990). Respuesta de cinco cultivares de almendro a cuatro especies de nematodos lesionadores en España. *Nematropica* 20: 143-151.
- Pinochet, J., Verdejo-Lucas, S., Marull, J. (1991). Host suitability of eight *Prunus* spp. and one *Pyrus communis* rootstocks to *Pratylenchus vulnus*, *P. neglectus*, and *P. thornei*. *Journal of Nematology* 23: 570-575.
- Pinochet, J., Marull, J., Rodríguez-Kabana, R., Felipe, A., Fernández, C. (1993). Pathogenicity of *Pratylenchus vulnus* on plum rootstocks. *Fundamental Applied Nematology* 16: 375-380.
- Espárrago, G., Navas, A. (1995). Nematofauna fitoparásita asociada a cultivos hortícolas y de tabaco en regadíos de Extremadura. *Boletín de Sanidad Vegetal, Plagas* 21: 303-317.

Pratylenchus zae Graham Allen and Jensen

Sinónimos: *Pratylenchus cubensis*.

Taxonomía: Nemata; Secernentea; Tylenchida; Pratylenchidae.

Descripción: Cuerpo cilíndrico, de pequeño tamaño (0,3 a 0,7 mm de longitud), recto, finamente anulado. Campos laterales con cuatro líneas longitudinales equidistantes. Esqueleto cefálico muy desarrollado. Región labial compuesta por tres anillos. Estilete corto (15-18 μm) con los nódulos basales redondeados. Vulva en posición posterior (66-75% de la longitud del cuerpo). Espermateca pequeña, vacía. Región caudal conoide, estrecha, con un número de anillos superior a veinte con el “terminus” liso, subagudo. Son endoparásitos migratorios de la raíz. Tanto los adultos como las fases juveniles tienen capacidad infectiva.

Huéspedes: Cereales y tabaco.

Sintomatología: Causan lesiones en las raíces, de las que son endoparásitos. Las zonas radiculares donde estos nematodos entran y se multiplican adquieren un color marrón oscuro característico causado por la necrosis de las células afectadas y la invasión de patógenos secundarios como hongos o bacterias. En el campo los ataques se manifiestan como rodales que se expanden lentamente y están formados por plantas con un menor crecimiento y amarilleo foliar, con la consiguiente pérdida de rendimiento en la cosecha.

Dispersión: Mediante el agua de riego o por el transporte de suelo o material vegetal (raíces) infestado.

Distribución geográfica: Países tropicales y América del Norte, Australia, Egipto, Irak, Japón, Sudáfrica y Zimbabwe. En España se ha encontrado en Andalucía, Cataluña y Extremadura.

Referencias:

- Arias, M., Romero, M.D. (1979). Nematodos posibles fitoparásitos asociados a los cultivos de cereales en España. Anales INIA. Serie: Protección Vegetal 11: 109-130.
- Espárrago, G., Navas, A. (1995). Nematofauna fitoparásita asociada a cultivos hortícolas y de tabaco en regadíos de Extremadura. Boletín de Sanidad Vegetal, Plagas 21: 303-317.

Trichodorus cylindricus Hooper

Taxonomía: Nematoda; Adenophorea; Dorylaimida; Trichodoridae.

Descripción: Nematodos de aspecto robusto (0,4-0,8 mm de longitud). Cutícula fina. Estilete u onquiostilo (35-52 μm), que es una prolongación de un diente dorsal, con forma curvada ventral. Las hembras tienen la apertura vulvar en situación media y forma transversal, con una fuerte esclerotización vaginal que consiste en dos piezas triangulares y dispuestas de forma inclinada. Región caudal redondeada, muy corta y con el ano en posición casi terminal. Los machos presentan la región caudal curvada cuando están relajados. Tienen 3 papilas cervicales ventromedianas, las espículas caudales ventralmente arqueadas y la cápsula de los músculos suspensores bien desarrollada. Ala caudal presente. Son ectoparásitos migratorios de las raíces y transmisores de virus vegetales (Tobravirus).

Huéspedes: Son nematodos polífagos que parasitan un gran número de plantas, entre las que destacan hortícolas y frutales.

Sintomatología: Estos nematodos ectoparásitos se alimentan de la capa cortical de las raíces y pelos radiculares, preferentemente en la zona meristemática, y causan proliferación de raíces secundarias con engrosamientos y necrosis, que finalmente conducen a la detención del ciclo de crecimiento del sistema radicular y a una reducción general del desarrollo radicular. Esta sintomatología se conoce como “Docking disorder” y afecta especialmente a la remolacha azucarera. Además de su potencial patógeno por acción directa, esta especie es vector del virus del cascabeleo del tabaco (TRV).

Dispersión: Mediante el agua de riego o por el transporte de suelo infestado.

Distribución geográfica: Europa. En España se ha encontrado en Granada.

Referencias:

- Gómez-Barcina, A., Castillo, P. (1998). Presencia de *Trichodorus cylindricus* Hooper, 1962, en España, y algunas notas sobre su distribución. *Revista Ibérica de Parasitología* 48: 289-293.

Trichodorus primitivus (de Man) Micoletzky

Sinónimos: *Dorylaimus primitivus*, *Trichodorus castellanensis*.

Taxonomía: Nematoda; Adenophorea; Dorylaimida; Trichodoridae.

Descripción: Nematodos de aspecto robusto (0,5-1 mm de longitud). Cutícula fina. Estilete u onquiostilo (40-57 μm), que es una prolongación de un diente dorsal, con forma curvada ventral. Las hembras tienen la apertura vulvar en situación media y forma transversal, con una fuerte esclerotización vaginal que consiste en dos piezas ovaladas y alargadas. Región caudal redondeada, muy corta y con el ano en posición casi terminal. Los machos presentan la región caudal curvada cuando están relajados. Tienen 3 papilas ventromedianas y no tienen ala caudal. Son ectoparásitos migratorios de las raíces y transmisores de virus vegetales (Tobravirus).

Huéspedes: Son nematodos polífagos que parasitan un gran número de plantas, entre las que destacan cereales, hortícolas y frutales.

Sintomatología: Estos nematodos ectoparásitos se alimentan de la capa cortical de las raíces y pelos radiculares, preferentemente en la zona meristemática, causando la detención del crecimiento de las raíces y una reducción general del desarrollo radicular. Esta sintomatología se conoce como “Docking disorder” y afecta especialmente a la remolacha azucarera. Además de su potencial patógeno por acción directa, esta especie es vector del virus del cascabeleo del tabaco (TRV) en patata, tabaco y bulbos ornamentales.

Dispersión: Mediante el agua de riego o por el transporte de suelo infestado.

Distribución geográfica: Tiene una amplia distribución, que abarca a la mayoría de los países de Europa, Norteamérica y Nueva Zelanda. En España se ha encontrado en Ávila, Badajoz, Madrid, Toledo y Segovia.

Referencias:

- Arias, M., Roca, F. (1986). *Trichodorus castellanensis* Arias delgado, Jiménez Millán et López Pedregal a junior synonym of *Trichodorus primitivus* (De Man). *Nematología Mediterránea* 14: 279-281.
- Arias, M., Fresno, J., López-Pérez, J.A., Escuer, M., Arcos, S.C., Bello, A. (1997). Nematodos, virosis y manejo del viñedo en Castilla-La Mancha. Castilla-La Mancha, Spain, CSIC-JCC, 117 pp.
- López-Pérez, J.A., Arias, M. (1997) Factores edáficos que condicionan la distribución de los nematodos Trichodóridos en la Península Ibérica. *Edafología* 3: 145-150.
- López-Pérez, J.A., Arias, M., Bello, A. (2001). Trichodoridae (Nematodo: Triplonchida) in Spain. *Nematology* 3: 403-409.

Trichodorus similis Seinhorst

Taxonomía: Nematoda; Adenophorea; Dorylaimida; Trichodoridae.

Descripción: Nematodos de aspecto robusto (0,5-1 mm de longitud). Cutícula fina. Estilete u onquiostilo (36-49 μm), que es una prolongación de un diente dorsal, con forma curvada ventral. Las hembras tienen la apertura vulvar en situación media y forma transversal, con una fuerte esclerotización vaginal de forma redondeada o triangular. Región caudal redondeada, muy corta y con el ano en posición casi terminal. Los machos presentan la región caudal curvada cuando están relajados. Tienen 3 papilas ventromedianas y no tienen ala caudal. Son ectoparásitos migratorios de las raíces y transmisores de virus vegetales (Tobravirus).

Huéspedes: Son nematodos polífagos que parasitan un gran número de plantas, entre las que destacan hortícolas y frutales.

Sintomatología: Estos nematodos ectoparásitos se alimentan de la capa cortical de las raíces y pelos radiculares, preferentemente en la zona meristemática, causando la detención del crecimiento de las raíces y una reducción general del desarrollo radicular. Esta sintomatología se conoce como “Docking disorder” y afecta especialmente a la remolacha azucarera. Además de su potencial patógeno por acción directa, esta especie es vector del virus del cascabeleo del tabaco (TRV) en patata, tabaco y bulbos ornamentales.

Dispersión: Mediante el agua de riego o por el transporte de suelo infestado.

Distribución geográfica: Se distribuye en la mayoría de los países de Europa. En España se ha encontrado en Lérida.

Referencias:

– López-Pérez, J.A., Arias, M. (1997). Factores edáficos que condicionan la distribución de los nematodos Trichodóridos en la Península Ibérica. *Edafología* 3: 145-150.

Trichodorus viruliferus Hooper

Taxonomía: Nemata; Adenophorea; Dorylaimida; Trichodoridae.

Descripción: Nematodos de aspecto robusto (0,6-0,9 mm de longitud). Cutícula fina. Estilete u onquiostilo (38-56 μm), que es una prolongación de un diente dorsal, con forma curvada ventral. Las hembras tienen la apertura vulvar en situación media y forma de poro, con esclerotizaciones ovaladas y en situación oblicua transversal. Región caudal redondeada, muy corta y con el ano en posición casi terminal. Los machos presentan la región caudal curvada cuando están relajados. Tienen 3 papilas ventromedianas y no tienen ala caudal. Son ectoparásitos migratorios de las raíces y transmisores de virus vegetales (Tobravirus).

Huéspedes: Son nematodos polífagos que parasitan un gran número de plantas, entre las que destacan cereales, hortícolas y frutales.

Sintomatología: Estos nematodos ectoparásitos se alimentan de la capa cortical de las raíces y pelos radiculares, preferentemente en la zona meristemática, causando la atrofia de las raíces y, ocasionalmente, el engrosamiento de los ápices radiculares. Esta sintomatología se conoce como “Docking disorder” y afecta especialmente a la remolacha azucarera. Además de su potencial patógeno por acción directa, esta especie es vector del virus del cascabeleo del tabaco (TRV) en patata, tabaco y bulbos ornamentales y del virus del oscurecimiento precoz del guisante (PEBV) en guisante, alfalfa, pepino, tabaco y remolacha.

Dispersión: Mediante el agua de riego o por el transporte de suelo infestado.

Distribución geográfica: Tiene una amplia distribución que abarca a la mayoría de los países de Europa. También ha sido citado en Norteamérica. En España se ha encontrado en Huesca y Jaén.

Referencias:

- Decraemer, W., Roca, F., Castillo, P., Peña Santiago, A., Gómez Barcina, A. (1993). Trichodoriade from southern Spain, with description of *Trichodorus giennensis* n.sp. (Nemata: Trichodoridae). *Fundamental Applied Nematology* 16: 407-416.
- Escuer, M., Palomo, A. (1991). Nematodos asociados a melocotoneros, perales y manzanos en el bajo Cinca (Aragón). *Osiris* 6: 75-81.

Tylenchulus semipenetrans Cobb

Taxonomía: Nemata; Secernentea; Tylenchida; Tylenchulidae.

Descripción: Esta especie presenta un marcado dimorfismo sexual en la fase adulta. Las hembras inmaduras son vermiformes con estrías transversales. Estilete corto (aproximadamente 13 μm) con tres nódulos basales bien desarrollados. Vulva próxima al extremo posterior. Región caudal redondeada. En la fase adulta la hembra adquiere forma de saco con el extremo anterior alargado, que introduce en el parénquima cortical de las raíces secundarias, convirtiéndose en parásito sedentario. La parte posterior del cuerpo se dilata y queda fuera de la raíz; los huevos se depositan en una matriz gelatinosa también fuera del tejido radicular. Machos vermiformes, campos laterales con dos líneas, región caudal conoide con el terminus redondeado y presentan cierta degeneración del aparato digestivo, ya que en su desarrollo no se alimentan.

Huéspedes: Cítricos, olivo, vid.

Sintomatología: El ectoparasitismo de los juveniles produce en las capas superficiales de las raíces ciertas necrosis y decoloraciones. Las raíces infestadas presentan una coloración oscura característica debido a las partículas de tierra adheridas a la sustancia gelatinosa que segregan las hembras para depositar las masas de huevos. En el campo los ataques producen el “decaimiento lento” de los árboles de cítricos, caracterizado por una reducción general del crecimiento, falta de vigor, clorosis foliar y reducción del tamaño del fruto.

Dispersión: Mediante el agua de riego, o por trasplantes de plántulas de vivero infestadas.

Distribución geográfica: La distribución mundial de esta especie coincide, prácticamente, con la distribución de los cultivos de cítricos. En España se encuentra en Andalucía, Cataluña, C. Valenciana, Canarias y R. de Murcia.

Referencias:

- Cobb, N.A. (1914). Citrus root nematode. *Journal of Agricultural Research*: 217-230.
- De Guiran, G. (1962). Nematodes parasites des plantes cultivées aux Iles Canaries. *C.R. Académie Agricole de France* 48:388-399.
- Arias M., Jiménez Millán, F., Bello A., López Pedregal, J.M. (1964). Estudio bioestadístico de *Tylenchulus semipenetrans* Cobb (Nematoda) parásito de algunas especies de *Citrus* españoles. *Revista Ibérica de Parasitología* 24: 91-103.

- Bello, A., Alvarado J.M., Jiménez-Millán, F. (1964) Estudio de los nematodos de cultivos de plataneras de las Canarias occidentales. Boletín de la Real Sociedad de Historia Natural 63: 33-46.
- Ortuño, A., Gómez, J., Garrido, J.M. (1974). Poblaciones de *Tylenchulus semipenetrans* en las plantaciones cítricas de la Vega baja del Segura. Anales de Edafología y Agrobiología 33: 679-687.
- Navacerrada, G. (1975). Nuevos focos de *Tylenchulus semipenetrans* (Nematoda) en los viñedos españoles. Anales de Edafología y Agrobiología 34: 113-114.
- Ortuño, A., Hernánsaéz, A., Abrisqueta, J.M., Gómez, (1981). Estudio de las poblaciones de *Tylenchulus semipenetrans* en suelos de cítricos de las provincias de Murcia y Alicante, en relación con la especie, variedad y edad de los árboles. Anales de Edafología y Agrobiología 40: 111-118.
- Bello, A.; Navas, A., Belart, C. (1986). Nematods of citrus groves in the Spanish Levante. Ecological study focused to their control. En (Cavalloro, J, Di Martino) Integrated Pest Control in Citrus Groves. A.A. Balkena: Rotterdam, Boston. pp 211-226
- Navas, A., Nombela, G., Bello, A. (1992). Characterization of the pattern of distribution of *Tylenchulus semipenetrans* in the Spanish Levante. Nematropica 22: 205-216.
- Verdejo-Lucas, S. (1992). On the occurrence of the “Mediterranean biotype” of *Tylenchulus semipenetrans* in Spain. Fundamental and Applied Nematology 15: 475-477.

Xiphinema diversicaudatum (Micoletzky) Thorne

Sinónimos: *Dorylaimus (Longidorus) diversicaudatus*, *Longidorus diversicaudatus*, *Xiphinema paraelongatum*, *Xiphinema (Diversiphinema) diversicaudatum*, *Dorylaimus elongates*.

Taxonomía: Nematoda; Adenophorea; Dorylaimida; Longidoridae.

Descripción: Nematodos grandes (4 a 5,5 mm de longitud), cuerpo alargado cilíndrico con forma de espiral abierta con mayor curvatura en su mitad posterior. Estilete (odontostilo) largo y robusto (130-160 μm), bifurcado en el punto de unión con la prolongación (odontóforo) que a su vez tiene tres extensiones basales. Región labial baja, suavemente redondeada, continua con el resto del cuerpo. Anfidios con forma de estribo con aperturas en forma de corte. Anillo guía del estilete tubular y situado en la parte posterior del mismo. Hendidura vulvar de forma transversal situada en posición ligeramente anterior a la parte media del cuerpo. Dos ramas ováricas unidas con sus respectivos úteros en los que se diferencia el órgano Z, que contienen una serie de corpúsculos globulares. Región caudal corta y redondeada con un mucrón terminal de aproximadamente 9,6 μm de longitud. Los juveniles tienen dos estiletes, uno funcional y otro de repuesto situado posteriormente. Machos similares a las hembras. Región caudal con espículas robustas, ventralmente curvadas (aproximadamente 75 μm de longitud) y con una pieza guía lateral. Son nematodos ectoparásitos migratorios de las raíces cuya importancia fitopatológica reside en su capacidad para transmitir virus (Nepovirus) a las plantas de las que se alimentan.

Huéspedes: Son nematodos polífagos y tienen una amplia gama de huéspedes, tanto herbáceos como leñosos.

Sintomatología: Estos nematodos se alimentan ectoparasíticamente en la zona radicular próxima al ápice y causan pequeñas agallas y necrosis apicales que repercuten ligeramente en el desarrollo de la planta; sin embargo, al alimentarse pueden transmitir el virus del mosaico del Arabis (AMV) y el de los anillos latentes de la fresa (SLRV).

Dispersión: Mediante el agua de riego o por el transporte de suelo infestado.

Distribución geográfica: Amplia distribución mundial. En España se ha encontrado en Andalucía, Aragón, Castilla y León, Castilla-La Mancha, Extremadura, C. de Madrid, Navarra, La Rioja y C. Valenciana.

Referencias:

– Arias, M., Navas, A., Bello, A. (1985). Nematodos ectoparásitos y transmisores de virus de la familia Longidoridae. Su distribución en la España Continental. Boletín Servicio de Plagas 11: 275-337.

- Arias, M., Navas, A., Bello, A.(1986). Análisis of the geographical distribution of *Xiphinema diversicaudatum* and *X. pachtaicum* in relation to the environmental factors in Spain. *Nematología mediterránea* 14: 7-13.
- Navas, A; Bello, A., Arias, M. (1988). Ecology and potential distribution of *X. diversicaudatum* and *X. pachtaicum* (Nematoda: Longidoridae) in continental Spain. *Nematologica* 34: 314-330.

Xiphinema index Thorne and Allen

Sinónimos: *Xiphinema* (*Diversiphinema*) *index*.

Taxonomía: Nemata; Adenophorea; Dorylaimida; Longidoridae.

Descripción: Nematodos grandes (2,7 a 3,2 mm de longitud), cuerpo alargado cilíndrico con forma de espiral abierta con mayor curvatura en su mitad posterior. Estilete (odontostilo) largo y delgado (120-135 μm) bifurcado en el punto de unión con la prolongación (odontóforo), que a su vez tiene tres extensiones basales. Región labial hemisférica, casi continua con el resto del cuerpo, con una ligera depresión bajo las aperturas anfidales. Anfidios con forma de estribo con aperturas en forma de corte. Anillo guía del estilete tubular y situado en la parte posterior del mismo. Hendidura vulvar de forma transversal situada en posición ligeramente anterior a la parte media del cuerpo. Región caudal corta y convexo-conoide con un mucrón terminal de 9-13 μm de longitud. Los juveniles tienen dos estiletos, uno funcional y otro de repuesto situado posteriormente. Machos poco frecuentes, similares a las hembras. Región caudal con espículas (aproximadamente 63 μm de longitud) y una serie de 5 papilas ventromedianas. Son nematodos ectoparásitos migratorios de las raíces, cuya importancia fitopatológica reside en su capacidad para transmitir virus (Nepovirus) a las plantas de las que se alimentan.

Huéspedes: Vid, higuera, rosal y morera.

Sintomatología: Estos nematodos se alimentan ectoparasíticamente en la zona radicular próxima al ápice y causan pequeñas agallas y necrosis apicales que repercuten ligeramente en el desarrollo de la planta; son vectores del virus del entrenudo corto infeccioso de la vid (GFLV) en vid.

Dispersión: Mediante el agua de riego o por el transporte de suelo infestado.

Distribución geográfica: Amplia distribución mundial que coincide con la del cultivo de vid. En España se distribuye en prácticamente todas las Comunidades Autónomas.

Referencias:

- Alfaro García, A. (1971). Presencia en España del virus del 'fanleaf' de la vid. Anales del Instituto Nacional de Investigaciones Agrarias. Protección Vegetal 1: 71-80.
- Arias, M., Navacerrada, G. (1973). Geographical distribution of *Xiphinema* Cobb in Spanish vineyards. Nematología Mediterránea 1: 28-35.
- Alfaro, A., Goheen, A.C. (1974). Transmission of strains of grapevine fanleaf virus by *Xiphinema index*. Plant Disease 58: 549-552.

- Arias, M. (1975). Geographical distribution of *Xiphinema* in Spain. En (Lamberti, F., Taylor, C.E., Seinhorst, J.W.) Nematode vectors of plant viruses. Plenum Press. London & New York. pp 357-358.
- Navas, A., Arias, M. (1986). On the distribution and ecology of *Xiphinema index* and *X. italiae* in Spain. Nematología Mediterránea 14: 207-215.
- Arias, M., Bello, A., Fresno, J. (1994). Nematodos vectores de virus de la vid en España. Investigación Agraria, Producción y Protección Vegetales Fuera de Serie 2: 187-199.
- Arias, M., Fresno, J. (1994). Agroecological characterization of *Xiphinema index* in Spain. Bulletin OEPP 24: 403-411
- García Benavides, P., López Robles, J., Fresno, J., Arias, M. (1994). Correlation between *Xiphinema index* and the grapevine fanleaf virus disease in vineyards of Castilla y León (Central Spain). Nematología Mediterránea 22: 21-24.
- Weiland-Ardaiz, C., Pérez Camacho, F. (1995). Nematodes vectors of virus in the 'Denominación De Origen Condado De Huelva', Spain. Acta Horticulturae 388: 31-35.
- Arias, M., Fresno, J., López, J.A., Escuer, M., Arcos, S. Bello, A. (1997). Nematodos, virosis y manejo del viñedo en Castilla-La Mancha . Ed CSIC-Junta de Comunidades de Castilla-La Mancha. Madrid. 105 pp.
- Andrés, M.F. (2002). Estudio de la incidencia de nematodos formadores de nódulos (*Meloidogyne* spp.) y transmisores de virus (*Xiphinema* spp.) en cultivos de vid y melón de la comarca de Tomelloso. Resúmenes del XI Congreso de la Sociedad Española de Fitopatología, Almería.

Xiphinema italiae Meyl

Sinónimos: *Xiphinema (Elongiphinema) italiae*, *Xiphinema arenarium*, *Xiphinema bulgariensis*, *Xiphinema cornurum*.

Taxonomía: Nemata; Adenophorea; Dorylaimida; Longidoridae.

Descripción: Nematodos grandes (2,3 a 3,5 mm de longitud), cuerpo delgado recto en la parte anterior y arqueado centralmente en la posterior. Estilete (odontostilo) largo y delgado (87-112 μm), bifurcado en el punto de unión con la prolongación (odontóforo), que a su vez tiene tres extensiones basales. Región labial suavemente redondeada, diferenciada del resto del cuerpo por una ligera constricción. Anfidios con forma de estribo con aperturas en forma de corte. Anillo guía del estilete tubular y situado en la parte posterior del mismo. Hendidura vulvar de forma transversal situada en la parte media del cuerpo. Región caudal con forma variable, generalmente conoide alargada, en ocasiones subdigitada por constricción dorsal y ventral hacia el terminus. Los juveniles tienen dos estiletes, uno funcional y otro de repuesto situado posteriormente. Machos poco frecuentes, similares a las hembras. Región caudal con espículas arqueadas de aproximadamente 45 μm y un par de suplementos adanales y uno o dos ventromedianos. Son nematodos ectoparásitos migratorios de las raíces, cuya importancia fitopatológica reside en su capacidad para transmitir virus (Nepovirus) a las plantas de las que se alimentan.

Huéspedes: Vid, cítricos y frutales.

Sintomatología: Estos nematodos se alimentan ectoparasíticamente en la zona radicular próxima al ápice y causan pequeñas agallas y necrosis apicales que repercuten ligeramente en el desarrollo de la planta; esta especie se ha citado como vector del virus del entrenudo corto infeccioso de la vid (GFLV) en vid.

Dispersión: Mediante el agua de riego o por el transporte de suelo infestado.

Distribución geográfica: Argelia, Bulgaria, Egipto, Grecia, Israel, Italia, Libia, Nigeria, Portugal, Rumania, Túnez y Turquía. En España se ha encontrado en Andalucía, Aragón, Castilla y León, Castilla-La Mancha, Cataluña, C. Valenciana, Galicia, C. de Madrid, R. de Murcia y Navarra.

Referencias:

– Arias, M., Navacerrada, G. (1973). Geographical distribution of *Xiphinema* Cobb in Spanish vineyards. *Nematología Mediterránea* 1: 28-35.

- Arias, M., Navas, A., Bello, A. (1985). Nematodos ectoparásitos y transmisores de virus de la familia Longidoridae. Su distribución en la España Continental. Boletín Servicio de Plagas 11: 275-337.
- Navas, A., Arias, M. (1986). On the distribution and ecology of *Xiphinema index* and *X. italiae* in Spain. Nematología Mediterránea 14: 207-215.
- Arias, M., Bello, A., Fresno, J. (1994). Nematodos vectores de virus de la vid en España. Investigación Agraria, Producción y Protección Vegetales Fuera de Serie 2: 187-199.
- Arias, M., Fresno, J., López, J.A., Escuer, M., Arcos, S. Bello, A. (1997). Nematodos, virosis y manejo del viñedo en Castilla-La Mancha. Ed CSIC-Junta de Comunidades de Castilla-La Mancha. Madrid. 105 pp.
- Andrés, M.F. (2002). Estudio de la incidencia de nematodos formadores de nódulos (*Meloidogyne* spp.) y transmisores de virus (*Xiphinema* spp.) en cultivos de vid y melón de la comarca de Tomelloso. Resúmenes del XI Congreso de la Sociedad Española de Fitopatología, Almería.

Xiphinema rivesi Dalmasso

Taxonomía: Nemata; Adenophorea; Dorylaimida; Longidoridae.

Descripción: Nematodos grandes (1,7 a 2,2 mm de longitud), cuerpo alargado cilíndrico con forma de espiral abierta con mayor curvatura en su mitad posterior. Estilete (odontostilo) robusto (90-101 μm), bifurcado en el punto de unión con la prolongación (odontóforo), que a su vez tiene tres extensiones basales. Región labial redondeada, continua o diferenciada con el resto del cuerpo, con una ligera depresión. Anfidios con forma de estribo con aperturas en forma de corte. Anillo guía del estilete tubular y situado en la parte posterior del mismo. Hendidura vulvar de forma transversal situada en la parte media del cuerpo. Región caudal conoide con el terminus redondeado. Los juveniles tienen dos estiletes, uno funcional y otro de repuesto situado posteriormente. Machos poco frecuentes, similares a las hembras. Región caudal con espículas de aproximadamente 49 μm de longitud y un par de suplementos adanales. Son nematodos ectoparásitos migratorios de las raíces, cuya importancia fitopatológica reside en su capacidad para transmitir virus (Nepovirus) a las plantas de las que se alimentan.

Huéspedes: Rosal, vid, frutales.

Sintomatología: Estos nematodos se alimentan ectoparasíticamente en la zona radicular próxima al ápice y causan pequeñas agallas y necrosis apicales que repercuten ligeramente en el desarrollo de la planta; sin embargo, al alimentarse pueden transmitir el virus de la mancha en anillo del tabaco (TRSV), el virus de la mancha en anillo del tomate (TomRSV) y el virus de la hoja áspera del cerezo (CRLV).

Dispersión: Mediante el agua de riego o por el transporte de suelo infestado.

Distribución geográfica: América del Norte, Argentina, Europa y Pakistán. En España se ha encontrado en Andalucía, C. de Madrid y Tenerife.

Referencias:

- Arias, M., Navacerrada, G. (1973). Geographical distribution of *Xiphinema* Cobb in Spanish vineyards. *Nematología Mediterránea* 1: 28-35.
- Arias, M., Andrés, M.F., Bello, A. (1991). *Xiphinema rivesi* (Nematoda: Longidoridae) en España. In: SEF (Edit.) *Estudios de Fitopatología*. Consejería de Agricultura, Badajoz: 154-159.

Zygotylenchus guevarai (Tobar) Braun & Loof

Sinónimos: *Pratylenchoides guevarai*, *Zygotylenchus browni*, *Mesotylus gallicus*.

Taxonomía: Nemata; Secernentea; Tylenchida; Pratylenchidae.

Descripción: Especie de pequeño tamaño (0,3-0,8 mm de longitud). Campos laterales formados por cuatro líneas. Región labial fuertemente esclerotizada, compuesta por tres o cuatro anillos, aplanada en su parte anterior y con los bordes redondeados. Espermateca funcional redondeada, con esperma. Extremo caudal redondeado. Machos muy frecuentes, con presencia de bursa en la región caudal. Son endoparásitos migratorios de las raíces.

Huéspedes: Avena, garbanzo, *Vicia* sp., vid.

Sintomatología: La infestación por este nematodo origina grandes cavidades internas en las raíces, que afectan al desarrollo radicular y al crecimiento de la planta.

Dispersión: Mediante el agua de riego o por el transporte de suelo o material vegetal (raíces) infestado.

Distribución geográfica: Europa, Norte de África, Tadzshikistan y Uzbekistán. En España se ha encontrado en Andalucía, Cataluña y La Rioja.

Referencias:

- Tobar Jiménez, A. (1963). *Pratylenchoides guevarai* n.sp. nuevo nematodo tylenchido relacionado con el ciprés. Revista Ibérica de Parasitología 23: 27-36.
- Guevara Pozo, D., Tobar-Jiménez, A. (1963). Nematodos parásitos de vegetales de la Vega de Granada. Revista Ibérica de Parasitología 23: 347-370.
- Varo Alcalá, J., Tobar Jiménez, A., Muñoz Medina, J.M. (1970). Lesiones causadas y reacciones provocadas por algunos nematodos en las raíces de ciertas plantas. Revista Ibérica de Parasitología 30: 547-566.
- Tobar Jiménez, A. (1973). Nematodos de los “secanos” de la comarca de “Alhama”. I. Niveles de población y cultivos hospedadores. Revista Ibérica de parasitología 33: 525-556.
- Pinochet, J., Cisneros, T. (1986). Seasonal fluctuations of nematode populations in three Spanish vineyards. Revue du Nematologie 9: 391-398.
- Marull, J., Pinochet, J., Verdejo, S. (1990). Respuesta de cinco cultivares de almendro a cuatro especies de nematodos lesionadores en España. Nematropica 20: 143-151.

Plantas parásitas

Cuscuta spp.

Especies y Huéspedes: *Cuscuta approximata* Bab., en fabáceas, asteráceas y labiáceas; *Cuscuta campestris* Bab., en leguminosas y cultivos muy diversos; *Cuscuta epithimum* (L.) Murray, en chenopodiáceas, crucíferas, cucurbitáceas, leguminosas y solanáceas.

Descripción:

Cuscuta approximata: Tallos generalmente amarillentos, de hasta 0,7 mm de diámetro. Inflorescencia en glomérulos compactos (hasta 14 mm diámetro). Flores pentámeras o tetrámeras de hasta 3,8 mm de longitud, sentadas o sobre un corto pedicelo. Fruto en cápsula subglobosa de hasta 1,7 mm, dehiscente, con 3-4 semillas subglobosas u ovoides de hasta 1,4 mm de longitud. Floración entre mayo y agosto.

Cuscuta campestris: Tallos anaranjados de hasta 1,2 mm de diámetro, generalmente muy ramificados, que se enrollan en las plantas parasitadas. Flores generalmente pentámeras, diminutas, agrupadas en cimas densas y ramificadas (2-4 flores/bráctea), que se desarrollan entre julio y octubre. Cápsula subglobosa, de hasta 4,2 mm de anchura, indehiscente, y con 1-4 semillas subglobosas de longitud máxima 1,7 mm, cuya tasa de germinación es muy elevada.

Cuscuta epithimum: Planta delgada (hasta 0,8 mm de diámetro) y retorcida. Su tallo firme, de color amarillento a rojizo, está enrollado en torno a la planta que parasita, careciendo de hojas, presentando en su lugar escamas diminutas. Tiene flores minúsculas, generalmente pentámeras, en glomérulos compactos (hasta 11 mm de diámetro) que florecen en verano. Las semillas van del color gris al pardo rojizo. Su nombre común es cuscuta o hierba estranguladora. Floración entre abril y septiembre.

Sintomatología: Las Cuscutas son plantas hemiparásitas cuyas semillas, tras germinar en el suelo, extienden sus alargados tallos hasta contactar los tallos de plantas huéspedes, sobre los que se enrollan, a la vez que emiten haustorios, que se adhieren y penetran los tejidos del huésped hasta establecer conexiones vasculares entre ambos. Éstas permiten el flujo de compuestos orgánicos y minerales desde el huésped al parásito. La planta parasitada se debilita hasta que muere.

Distribución geográfica: *C. approximata*: Sur de Europa, Cuenca Mediterránea, Asia, Norteamérica.

C. campestris: Estados Unidos, Europa.

C. epithimum: Norte América, Europa, Australia, Nueva Zelanda, Sudáfrica.

Referencias:

- Carretero, S.L. (1979). *Solanum oleagifolium* Conv. y *Cuscuta campestris* Yunker; dos nuevas especies para la flora española. *Collectanea Botanica* 11: 143-154.
- García-Torres, L. (1993). Biología y control de especies parásitas. Jopos, Cuscutas, Striga y otras. Editorial Agrícola Española, 94 págs.
- Gómez, J.M. (1994). Importance of direct and indirect effects in the interaction between a parasitic angiosperm (*Cuscuta epithimum*) and its host plant (*Hormathophylla spinosa*). *Oikos* 71: 97-106.
- García-Jiménez, J. (1994). Plantas parásitas. En (Díaz Ruiz, J.R.; García Jiménez, J.) *Enfermedades de las Cucurbitáceas en España*. Monografías de la SEF 1: 117.
- López-Sáez, J.A., Catalán, P., Sáez, L. (2002). *Plantas parásitas de la Península Ibérica e Islas Baleares*. Ed. Mundi-Prensa. 529 págs.

Orobanche spp

Especies y Huéspedes: *O. cumana* Wallr. (sinónimo *O. cernua* var. *cumana* Wallr.), sobre girasol; *O. crenata* Forsk sobre leguminosas, zanahoria, cártamo y lechuga; y *O. ramosa* L. sobre solanáceas como berenjena, tabaco y tomate, lino, y leguminosas.

Descripción: Plantas anuales holoparásitas, denominadas comúnmente Jopos, de color blanquizco o amarillento de hasta 60-85-35 cm de altura, según las especies citadas. Tallo carnoso y hojas en forma de escama, con flores numerosas de color blanco amarillento o ligeramente púrpura sobre el tallo. Las semillas diminutas se encuentran por cientos en cápsulas ovoides.

Sintomatología: Las semillas germinan sólo en presencia de raíces de ciertas plantas, a las que se fijan al germinar con un apresorio que rodea la raíz y penetra, formando un haustorio, hacia los tejidos vasculares del huésped con los que establece conexiones. Posteriormente genera un tallo que sale a la superficie, asemejándose al principio a un espárrago. La planta huésped resulta debilitada y, a menudo, acaba muriendo.

Distribución geográfica: *O. cumana* Wallr.: Asia, centro y sureste de Europa, y zona centro y sur de España; *O. crenata* Forsk.: sur de Europa, norte de África, Oriente Medio, Irán y Crimea; *O. ramosa* L.: Cuenca mediterránea, Centroeuropa, Oriente Medio, Irán, este de África, y algunos países americanos, donde ha sido introducida.

Referencias:

- Cubero, J.I., Moreno, M.T. (1979). Agronomic control and sources of resistance in *Vicia faba* to *Orobanche* sp. En (Bond, D.A., Scarascia-Mugnozza, G.T., Poulsen, M.H.) Some current research on *Vicia faba* in western Europe. Publication, Commission of the European Communities 41-80.
- Gil, J., Martín, L.M., Cubero, J.I. (1982). Resistencia al jopo (*Orobanche crenata* Forsk.) en *Vicia sativa* L. Anales del Instituto Nacional de Investigaciones Agrarias, Agrícola 21: 175-181.
- González-Torres, R., Jiménez-Díaz, R.M., Melero-Vara, J.M. (1982). Distribution and virulence of *Orobanche cernua* in sunflower crops in Spain. Phytopathologische Zeitschrift 104: 78-89.
- Mesa-García, J., García-Torres, L. (1982). Broomrape-faba bean competition. Fabis Newsletter 4: 36-38.
- Ramírez Ortega, R., García Torres, L. (1992). Imazapyr for broomrape (*Orobanche crenata* Forsk.) control in faba bean. Fabis Newsletter 31: 33-36.

- Ramírez Ortega, R., López Granados, F., García Torres, L. (1992). Enhancement effect of N, P and K on glyphosate for broomrape (*Orobanche crenata* Forsk.) control in faba bean (*Vicia faba* L.). *Fabis Newsletter* 31: 37-39.
- Castejón Muñoz, M., Romero Muñoz, F., García Torres, L. (1993). Effect of planting date on broomrape (*Orobanche cernua* Loefl.) infections in sunflower (*Helianthus annuus* L.). *Weed Research Oxford* 33: 171-176.
- López Granados, F., García Torres, L. (1993). Seed bank and other demographic parameters of broomrape (*Orobanche crenata* Forsk.) populations in faba bean (*Vicia faba* L.). *Weed Research Oxford* 33: 319-327.
- López Granados, F., García Torres, L. (1993). Population dynamics of crenate broomrape (*Orobanche crenata*) in faba beans (*Vicia faba*). *Weed Science* 41: 563-567.
- García-Torres, L. (1993). Biología y control de especies parásitas. Jopos, Cuscutas, *Striga* y otras. Editorial Agrícola Española, 94 págs.
- García-Torres, L., López-Granados, F., Castejón-Muñoz, M. (1994). Pre-emergence herbicides for the control of broomrape (*Orobanche cernua* Loefl.) in sunflower (*Helianthus annuus* L.). *Weed Research Oxford* 34: 395-402.
- Hezewijk, M.J. van, Linke, K.H., López-Granados, F., Al Menoufi, O.A., García-Torres, L., Saxena, M.C., Verkleij, J.A.C., Pieterse, A.H., Van-Hezewijk, M.J. (1994). Seasonal changes in germination response of buried seeds of *Orobanche crenata* Forsk. *Weed Research Oxford* 34: 369-376.
- García-Jiménez, J. (1994). Plantas parásitas. En (Díaz Ruiz, J.R.; García Jiménez, J.) *Enfermedades de las Cucurbitáceas en España. Monografías de la SEF* 1: 117.
- Domínguez, J., Melero Vara, J.M., Ruso, J., Miller, J., Fernández Martínez, J.M. (1996). Screening for resistance to broomrape (*Orobanche cernua*) in cultivated sunflower. *Plant Breeding* 115: 201-202.
- Sukno, S., Fernández-Martínez, J.M., Melero-Vara, J.M. (2001). Temperature effects on the disease reactions of sunflower to infection by *Orobanche cumana*. *Plant Disease* 85: 553-556.
- López-Sáez, J.A., Catalán, P., Sáez, L. (2002). Plantas parásitas de la Península Ibérica e Islas Baleares. Ed. Mundi-Prensa. 529 págs.
- Landa, B.B., Navas-Cortés, J.A., Castillo, P., Vovlas, N., Pujadas-Salvà, A., Jiménez-Díaz, R.M. (2006). First report of broomrape (*Orobanche crenata*) infecting lettuce in southern Spain. *Plant Disease* 90: 1112.

Viscum spp

Especies y Huéspedes: *V. album* L. sobre gran diversidad de plantas leñosas (abedul, abeto, chopo, majuelo, manzano, peral, pino y retama); *V. cruciatum* Sieber sobre olivo y leguminosas.

Descripción: Son plantas hemiparásitas con tallos y hojas bien desarrollados. Pueden tener desde varios centímetros hasta 1 metro. Tienen hojas verdes fotosintéticas. Las flores dioicas son de pequeño tamaño y dan frutos en forma de baya con una sola semilla. Su nombre común es muérdago.

Sintomatología: Sobre las ramas y tallos del huésped se desarrollan los muérdagos, que absorben agua y nutrientes a través de haustorios. Se propagan mediante las aves que comen de sus bayas. Producen debilitamiento del huésped.

Distribución geográfica: Mundial; en España se ha señalado en Castilla y León, Madrid, Andalucía, Galicia, Asturias, País Vasco y Cantabria.

Referencias:

- López Sáez, J.A. (1992). Contribución al estudio de las poblaciones de *Viscum album* L. subsp. *austriacum* (Wiesb.) Vollman en masas forestales de la provincia de Ávila (España). *Anales de Biología* 18: 77-80.
- López-Sáez, J.A., Sanz de Bremond, C. (1992). *Viscum album* L. y sus hospedantes en la Península Ibérica. *Boletín de Sanidad Vegetal, Plagas* 18: 817-825.
- López-Sáez, J.A. (1993). Contribución al mapa corológico de *Viscum album* L. en la Península Ibérica. *Boletín de Sanidad Vegetal, Plagas* 19: 249-257.
- Cordero, C.M., Serrano, A.M.G., González, M.J.A. (1993). Transfer of bipiperidyl and quinolizidine alkaloids to *Viscum cruciatum* Sieber (Loranthaceae) hemiparasitic on *Retama sphaerocarpa* Boissier (Leguminosae). *Journal of Chemical Ecology* 19: 2389-2393.
- López-Sáez, J.A. (1994). Nota sobre algunas consideraciones taxonómicas de las subespecies de *Viscum album* L. en la Península Ibérica en función de sus hospedantes. *Investigación Agraria, Sistemas y Recursos Forestales* 3: 69-73.
- García-Jiménez, J. (1994). Plantas parásitas. En (Díaz Ruiz, J.R.; García Jiménez, J.) *Enfermedades de las Cucurbitáceas en España. Monografías de la SEF* 1: 117.

- Aparicio, A., Gallego, M.J., Vázquez, C. (1995). Reproductive biology of *Viscum cruciatum* (Viscaceae) in southern Spain. *International Journal of Plant Sciences* 156: 42-49.
- López-Sáez, J. A., Catalán, P., Sáez, L. (2002). Plantas parásitas de la Península Ibérica e Islas Baleares. Ed. Mundi-Prensa. 529 págs.



GOBIERNO
DE ESPAÑA

MINISTERIO
DE MEDIO AMBIENTE
Y MEDIO RURAL Y MARINO

CENTRO DE PUBLICACIONES
Paseo Infanta Isabel, 1 - 28014 Madrid