

FICHA TÉCNICA

Mancha marrón del arroz



Cochliobolus miyabeanus
(Bipolaris oryzae)



CONTENIDO

IDENTIDAD	1
Nombre científico	1
Sinónimos	1
Clasificación taxonómica	1
Nombres comunes	1
IMPORTANCIA ECONÓMICA DE LA PLAGA	1
SITUACIÓN EN MÉXICO	2
HOSPEDANTES	2
DISTRIBUCIÓN MUNDIAL	2
DESCRIPCIÓN MORFOLÓGICA	3
ASPECTOS BIOLÓGICOS	4
SÍNTOMAS	5
ASPECTOS EPIDEMIOLÓGICOS	9
MÉTODOS DE DETECCIÓN/DIAGNÓSTICO	9
MUESTRO	10
MANEJO FITOSANITARIO	12
Cultural	12
Genético	12
Químico	12
Biológico.....	13
LITERATURA CITADA	14



IDENTIDAD

Nombre científico

Cochliobolus miyabeanus (S. Ito & Kurib)
1942

Sinónimos

- *Bipolaris oryzae* 1959 (anamorfo)
 - *Ophiobolus miyabeanus* 1931
 - *Drechslera oryzae* 1966
 - *Helminthosporium oryzae* 1900
 - *Luttrellia oryzae* 1978
 - *Spondylocladium macrocapum* 1954
- (Mycobank, 2020; EPPO, 2020).

Clasificación taxonómica

Dominio o Reino: Fungi

Phyllum: Ascomycota

Subphyllum: Pezizomycotina

Clase: Dothideomycetes

Subclase: Pleosporomycetidae

Orden: Pleosporales

Familia: Pleosporaceae

Género: *Cochliobolus*

Especie: *C. miyabeanus*
(EPPO, 2020)

Nombres comunes

Español: mancha marrón del arroz, Mancha café del follaje y de la semilla del arroz,

Ingles: brown spot of rice, ear blight of rice, leaf blight of rice, panicle blight of rice, seedling blight of rice (EPPO, 2020).

IMPORTANCIA ECONÓMICA DE LA PLAGA

Barnwal *et al.* (2013) y Schwanck *et al.* (2015) mencionaron que la mancha café del arroz causa pérdidas en un rango de 4 a 52%. Sin embargo, Lee (1992) reportó que *C. miyabeanus* (= *Bipolaris oryzae*) fue responsable de una epidemia en 1942 en Bengal, donde se reportaron pérdidas del 40 al 90% de la producción. Los granos infectados no son aptos para el consumo humano, debido a que el hongo produce una toxina llamada ofiobolina. Por su parte, De la Paz *et al.* (2006), mencionaron que el patógeno puede reducir el rendimiento del cultivo en un rango de 6 a 90% y del 10 al 58% de muerte de plántulas. Menezes *et al.* (2014) reportaron que la dinámica (incidencia y severidad) de la enfermedad está influenciada por el clima y las prácticas de manejo del cultivo y de la enfermedad, la cual varía significativamente entre cada año y décadas.

En el estado de Morelos, México, Barrios-Gómez *et al.* (2016a) reportaron a *C. miyabeanus* (= *Bipolaris oryzae*) y otros patógenos como agentes causales del manchado del grano, complejo que llega a afectar el grano al reducir el peso hasta un 40%, la germinación, así como el llenado de granos. Salazar-Santiago *et al.* (2019) y García Angulo *et al.* (2011), señalaron que en México es uno de los principales hongos fitopatógenos que afectan el cultivo del arroz.

SITUACIÓN EN MÉXICO

De acuerdo con la Norma Internacional para Medidas Fitosanitarias (NIMF) No. 8 “Determinación de la situación de una plaga en un área” (CIPF, 2017), *Cochliobolus miyabeanus* se encuentra **Presente en México: en áreas sembradas con cultivos hospedantes.**

HOSPEDANTES

Archana *et al.* (2014), mencionaron que *C. miyabeanus* afecta 23 especies de pastos y 20 especies del género *Oryza*, entre los cuales afecta a *Zizania palustris* (Castell-Miller *et al.*, 2011), además de *Panicum virgatum* (Manamgoda *et al.*, 2014).

Por otro lado Manamgoda *et al.* (2011), reportan como hospedantes de *C. miyabeanus* a: *Cosmos bipinnatus* (Asteraceae), *Cordia trichotoma* (Boraginaceae), *Alopecurus aequalis*, *A. geniculatus*, *Eleusine indica*, *Ischaemum rugosum*, *Leersia hexandra*, *Oryza australiensis*, *O. glaberrima*, *O. latifolia*, *O. sativa*, *O. rufipogon*, *Panicum colonum*, *P. maximum*, *P. virgatum*, *Setaria italica*, *Triticum aestivum*, *Zea mays*, *Zizania palustris* y *Z. aquatic* (Poaceae).

DISTRIBUCIÓN MUNDIAL

La mancha café del arroz presenta una distribución mundial, en países productores

de arroz de Asia, América y África (De la Paz *et al.*, 2006) [Figura 1, Cuadro 1].

Cuadro 1. Países con presencia de *Cochliobolus miyabeanus*, agrupados por continente. Créditos: CABI, 1991.

Continente	País
África	Angola, Chad, Egipto, Gabón, Gambia, Ghana, Guinea, Costa de Marfil, Madagascar, Malawi, Mauricio, Marruecos, Mozambique, Níger, Nigeria, Senegal, Sierra Leona, Sudáfrica, Sudán, Tanzania, Togo, Uganda, Zaire, Zambia, Zimbabue.
Asia	Afganistán, Islas Andamán, Bangladesh, Bután, Brunei, Birmania, Camboya, China, India, Indonesia, Irán, Iraq, Japón, Corea, Laos, Malasia, Nepal, Pakistán, Filipinas, Sri Lanka, Taiwán, Tailandia, Turquía, Rusia, Uzbekistán, Vietnam.
Europa	Francia, Grecia, Italia, Portugal, España, Suiza.
América	Bolivia, Brasil, Costa Rica, Colombia, Cuba, Guyana francesa, Guyana, Guatemala, Estados Unidos, Jamaica, México, República Dominicana, Honduras, Nicaragua, Panamá, Puerto Rico, Salvador, Trinidad y Tobago, Espirito Santo, Minas Gerais, Pernambuco, Perú, Surinam, Uruguay, Venezuela.
Oceanía	Australia, Territorio del Norte, Australia Occidental, Fiyi, Polinesia Francesa, Nueva Caledonia, Papúa y Nueva Guinea, Islas Salomón, Tahití.



Figura 1. Distribución mundial de *Cochliobolus miyabeanus* (CABI, 2020).

DESCRIPCIÓN MORFOLÓGICA

Los peritecios son de color café oscuro de forma globosa a elíptica de 360 a 780 μm de diámetro con un cuello cónico a cilíndrico de 98-200 x 55-110 μm ; las ascas son clavadas a cilíndricas o ampliamente fusiforme, rectas o ligeramente curvadas y bitunicadas de 140-235 x 21-26 μm ; las ascosporas son hialinas a café oliváceo brillante, filiformes a flageliformes, ensanchadas en la parte media y atenuadas hacia los extremos de 7 a 12 septos rodeado por una vaina mucilaginosa (Lee, 1992).

Los conidióforos son individuales o en grupos rectos o flexibles algunas veces geniculados,

café pálido a café oliváceo, brillantes en el ápice, septados, más de 600 μm de longitud y de 4 a 8 micras de ancho. Los conidios son fusoides o clavados, algunas veces casi cilíndricos, generalmente curvados, de color café brillante a café dorado, de 6 a 14 septos y de 63-153 X 14-22 μm , frecuentemente con un hilum ligeramente sobresaliente que puede ser brillante u oscuro. Los conidios frecuentemente germinan por uno o por ambos polos celulares (Lee, 1992) [Figura 2], en medio de cultivo son de color gris a oliva o blanco (Sunder et al., 2014).



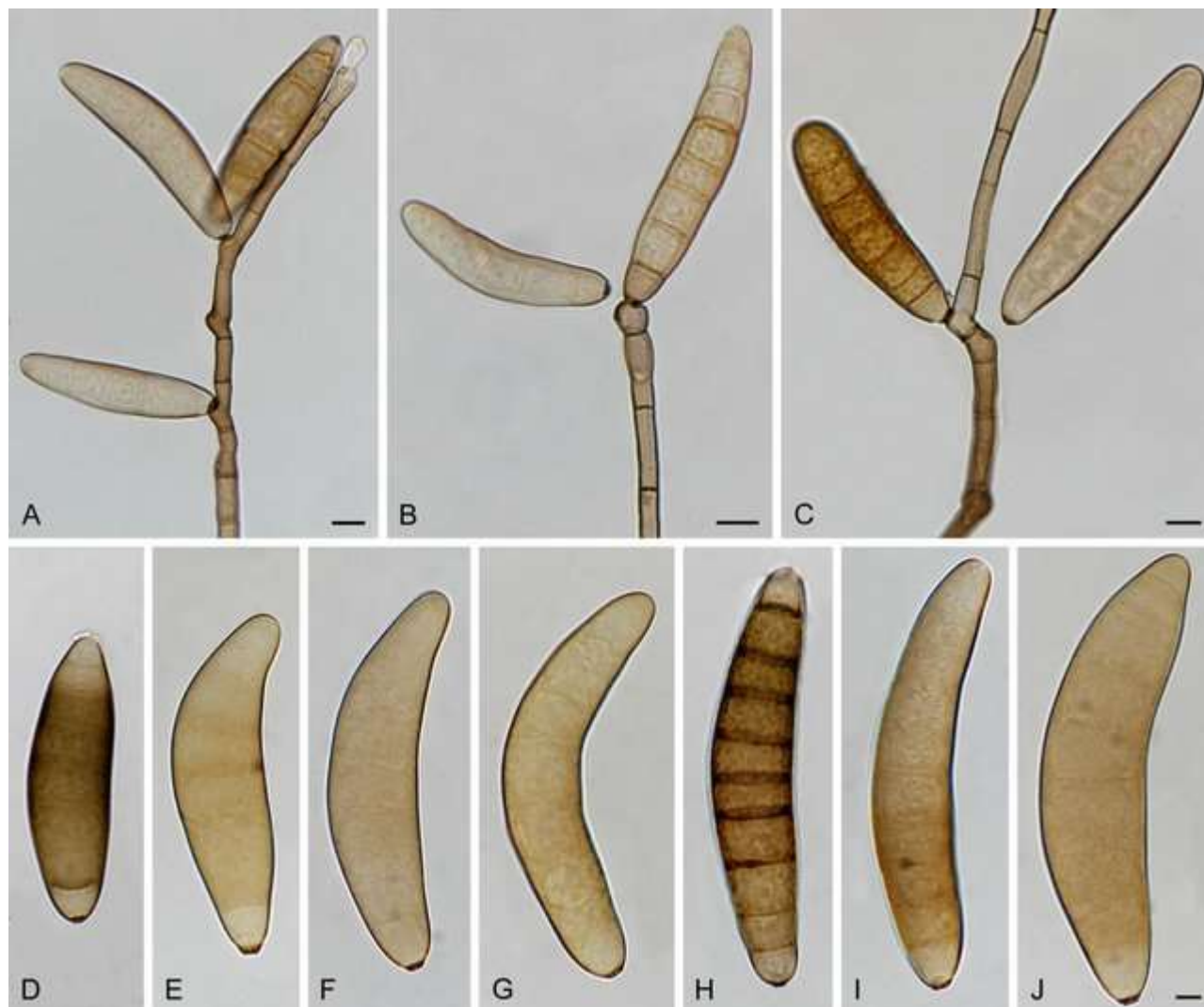


Figura 2.-*Bipolaris oryzae*. A-C. Conidióforos y conidios. D-J. Conidios. Barras de escala: AC = 10 μ m; J se aplica a DJ = 5 μ m. Créditos: Marin-Felix *et al.*, 2017.

ASPECTOS BIOLÓGICOS

Cochliobolus miyabeanus es común en plántulas, se presenta en las hojas, vainas de las hojas, panículas, incluidas las glumas y semillas, de las plantas maduras y en desarrollo. La enfermedad ocasiona daños severos cuando las condiciones ambientales son secas en comparación cultivo que se encuentran en condiciones más húmedas,

especialmente en lugares donde se cultiva año con año y otras situaciones en las que la fertilidad es baja. Niveles bajos de NPK, también niveles bajos de silicio y manganeso en las hojas, están asociados con la enfermedad, lo que aumenta la susceptibilidad de la planta (Arregocés y Gonzales, 1982; Barnwal *et al.*, 2013).

Ciclo de la enfermedad

Las infecciones primarias son transmitidas por semillas infectadas, residuos de cosecha infectados y conidios latentes libres en el suelo, mientras que las infecciones secundarias surgen del inóculo que se dispersa por el viento generado por residuos de cosecha del arroz. En el suelo y algunas malezas hospedantes también se han reportado como reservorios de inóculo (Biswas *et al.*, 2008; Barnwal *et al.*, 2013). Los conidios presentes en el grano y el micelio infectados en el tejido infectado son viables durante 2 a 3 años. El período de incubación *B. oryzae* es corto (dentro de las 24 h). El período infeccioso se inicia rápidamente (de tres a cuatro días) [Ba y Sangchote, 2006] y la esporulación alcanza su punto máximo aproximadamente 6 días después de la infección (Barnwal *et al.*, 2013).

Las esporas que se encuentran en las semillas, germinan y entran por las raíces de las plántulas recién emergidas o el coleóptilo. La infección de semillas reduce la emergencia de plántulas. En plantas adultas los granos se infectan cuando las esporas se desarrollan en las panículas (Figura 3).

SÍNTOMAS

La enfermedad está asociada con los suelos infértiles, o con suelos mal drenados en los que se acumulan sustancias tóxicas. Como resultados, las plantas infectadas por el hongo

se debilitan y el rendimiento se reduce drásticamente. Puede causar la marchitez y muerte de plántulas, manchas cafés en las hojas, aborto floral, decoloración o manchas cafés en las semillas (Figura 4A, B y C). En las plántulas, el hongo produce lesiones pequeñas, circulares de color café, las cuales pueden rodear al coleóptilo y causar distorsión de las hojas primarias y secundarias (Figura 4D), en algunos casos el hongo puede infectar y causar una decoloración café de las raíces. Las plántulas infectadas detienen su crecimiento y mueren. En las hojas de plantas maduras el hongo produce lesiones circulares a ovals que tienen el centro de color café brillante rodeado por un margen color café rojizo (Figura 5A-F). Causa daño principalmente al atacar las hojas durante la etapa de plántula. En cultivares moderadamente susceptibles, las lesiones son de 1-4 mm de longitud, mientras que en cultivares susceptibles y altamente susceptibles, las lesiones son de 5 a 14 mm de longitud. En cultivares resistentes, se pueden observar estrías diminutas y oscuras. Cuando la infección es severa las lesiones pueden coalescer causando la muerte de áreas grandes de las hojas infectadas. El hongo también puede infectar las glumas, donde se pueden observar manchas ovals color café oscuro a negro; glumas enteras pueden estar cubiertas por varias manchas pequeñas o una mancha grande en la que está presente una capa aterciopelada de color marrón oscuro de

conidióforos y conidios (Figura 5G), puede también infectar el grano o semilla causando una decoloración oscura y pudrición de la semilla que no sólo afecta la apariencia, sino también la calidad de la molienda, volviendo

a las semillas infectadas quebradizas. Asimismo, esta enfermedad reduce el número de granos por panícula y el peso del grano (Marchetti y Petersen, 1984; Lee, 1992; Nghiep, 2004).

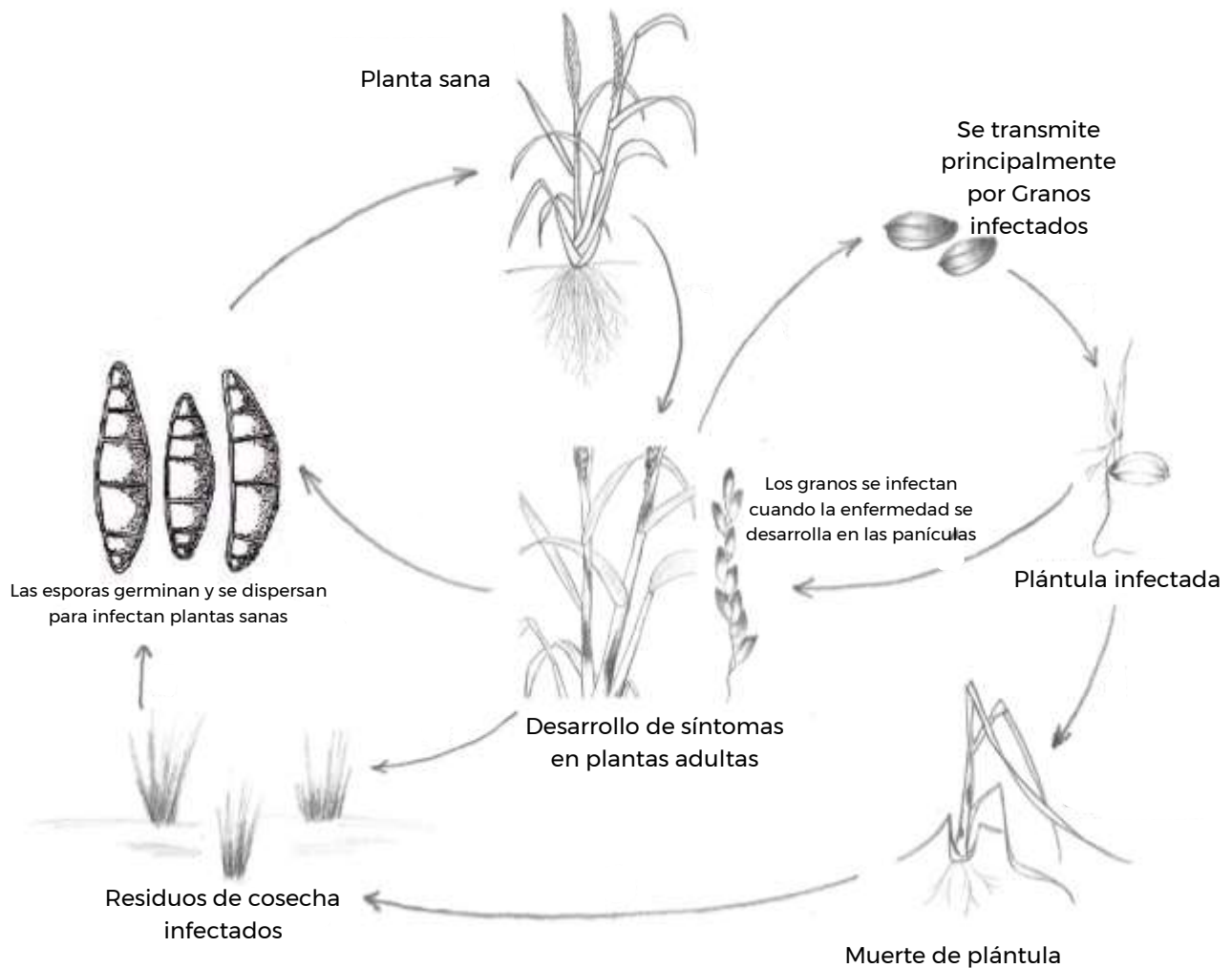


Figura 3. Ciclo de vida de *Cochliobolus miyabeanus*. Créditos: adaptado de Manamgoda *et al.*, 2011.

Los síntomas ocasionados por *B. oryzae* se pueden confundir con los ocasionados por *Magnaporthe oryzae*; sin embargo, los síntomas que ocasiona *M. oryzae* son lesiones

en forma de diamante, con el centro de color gris y los bordes color café, a diferencia de *B. oryzae* que son en forma circular a oval con un halo amarillo alrededor de las lesiones.



Figura 4. Síntomas en arroz (*Oryza sativa*) causados por *Cochliobolus miyabeanus*. A y B) Manchas café en granos de arroz; C) Muerte de plántulas; D) Manchas foliares en plántulas de arroz. Créditos: Donald Groth, 2010, Milton Rush y Zenkoku Noson Kyoiku Kyokai

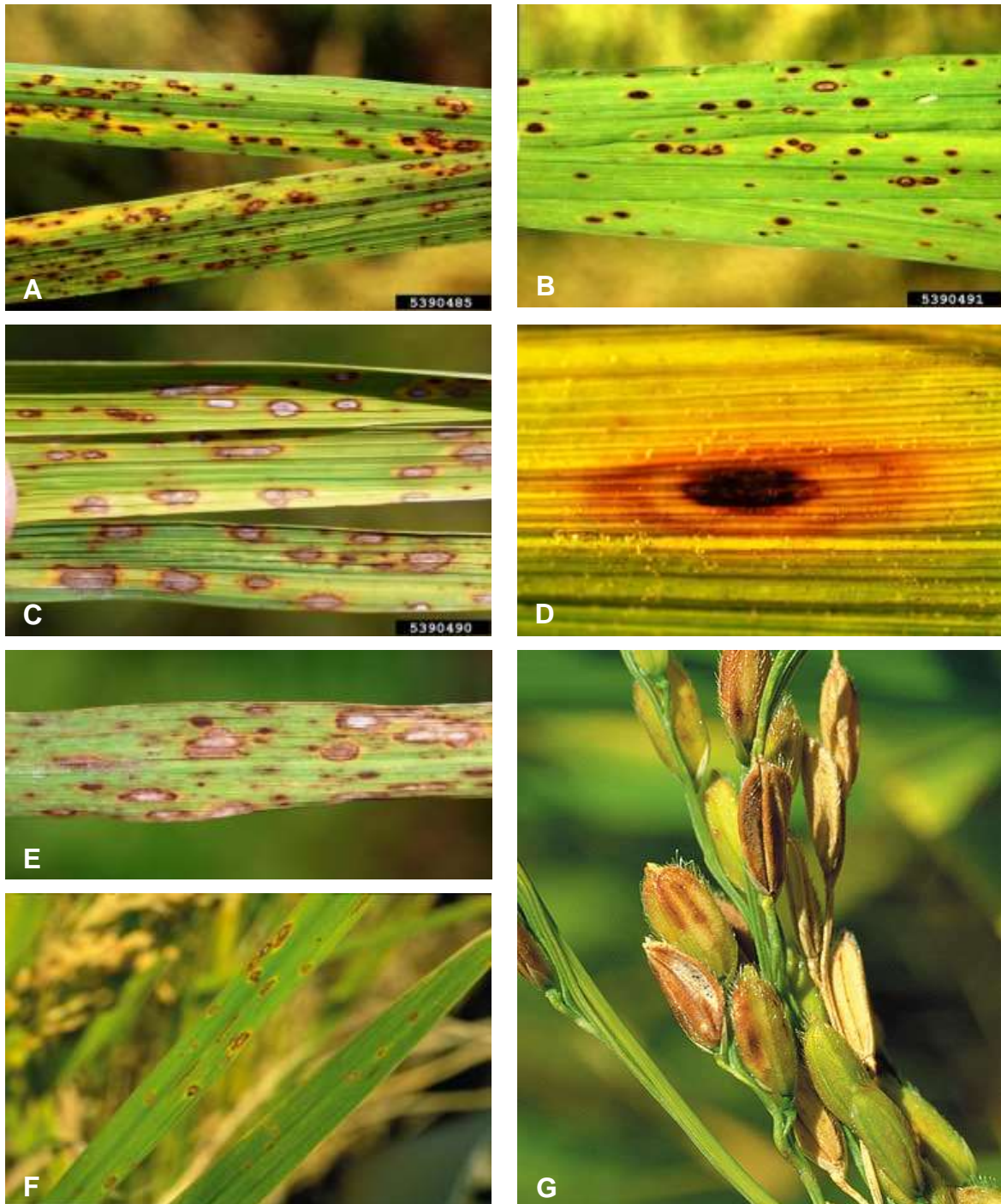


Figura 1. Síntomas en arroz causados por *Cochliobolus miyabeanus*. A-F) Manchas cafées en hojas de plantas de arroz; G) Espiga de arroz dañado. Créditos: Donald Groth y Zenkoku Noson Kyoiku Kyokai.

ASPECTOS EPIDEMIOLÓGICOS

Requerimientos para su desarrollo

Las temperaturas óptimas para la germinación de los conidios van de 25-30°C, mientras que el crecimiento hifal se ve favorecido por temperaturas entre 27-30°C (Nisikado, 1923). Los conidios se forman entre un rango de 5-38°C con un óptimo de 25°C (Sunder *et al.*, 2014). La enfermedad es más grave cuando existe estrés hídrico y la humedad es alta, superior al 85%, durante los días con lluvias ligeras, rocío intenso y temperatura entre 20-30°C, además de que el aumento de los periodos de humedad de las hojas en las canopias de arroz generalmente conduce a un aumento de la densidad de las lesiones (Luo, 1996; Percich *et al.*, 1997), las hojas deben estar mojadas durante 8-24 horas para que ocurra la infección (Barnwal *et al.*, 2013).

El periodo de incubación es corto y ocurre dentro de las primeras 24 h. El periodo de infección se inicia rápidamente (de tres a cuatro días) y la esporulación alcanza su punto máximo aproximadamente seis días después de la infección (Klomp, 1977; Sarkar y Sen Gupta, 1977; Ba y Sangchote, 2006).

La sequía es un factor clave que favorece las epidemias de esta enfermedad. Esta no se observa en años con lluvias regulares, mientras que las temporadas con lluvias limitadas y un aumento de los periodos de

humedad en las hojas generalmente conduce a un aumento de la densidad de las lesiones, asimismo, se ha demostrado que la susceptibilidad de los tejidos foliares aumenta con la edad de la planta (Padmanabhan y Ganguly, 1954; Percich *et al.*, 1997; Singh *et al.*, 2005).

Las manchas marrones más grandes que se producen principalmente en la segunda y tercera hojas desde la parte superior dan lugar a más conidios en ambientes con 95% de humedad relativa (Chakrabarti, 2001).

Sobrevivencia

La mancha café del arroz, *Cochliobolus miyabeanus* (*Bipolaris oryzae*), puede sobrevivir en hospederos del suelo y malezas que actúan como reservorios de inóculo (Biswaset *et al.*, 2008).

Dispersión

La principal vía de dispersión es mediante semilla infectada y/o contaminada, otra forma de diseminación es por medio del viento (Barnwal *et al.*, 2013). Manamgoda *et al.* (2011), mencionaron que además de las vías anteriores otra forma de diseminación es por medio de agua de lluvia.

MÉTODOS DE DETECCIÓN/DIAGNÓSTICO

En la actualidad, el diagnóstico se basa en la presencia de manchas marrones en hojas y glumas de las plantas maduras. En las

plántulas, produce pequeñas lesiones circulares marrones, que pueden dañar el coleóptilo y causar distorsión de las hojas primarias y secundarias. En algunos casos, el hongo también puede infectar y causar una decoloración de las raíces (Elazegui e Islam, 2003).

En cultivares moderadamente susceptibles, el hongo produce pequeñas manchas oscuras. Cuando la infección es grave las lesiones pueden unirse, matando grandes áreas de hojas afectadas. En las glumas el hongo causa manchas ovaladas de color marrón oscuro a negro y también puede infectar el grano, causando una decoloración negra (Elazegui e Islam, 2003).

Asimismo, es posible realizar una identificación molecular amplificando un fragmento de la región ITS con los oligonucleótidos propuestos por White (1990): ITS1 (5'-CCGTAGGTGAACCTGCGG-3') y ITS4 (5'-TCCTCCGCTTATTGATATGC-3'), 10 mmol/L de cada oligonucleótido. Con las siguientes condiciones de amplificación 94 °C por 3 min, seguido por 35 ciclos a 94 °C por 1 min, 55 °C por 1 min, 72 °C por 1 min y 72 °C por 7 min; visualizando los productos en un gel de agarosa al 1 %, posteriormente secuenciar el producto amplificado y comparar las secuencias ITS obtenidas con las secuencias ITS de hongos de la base de datos de GenBank, utilizando el programa BLAST

www.ncbi.nlm.nih.gov/blast, para detectar las secuencias homologas contra la base de datos no redundantes de GenBank y así confirmar la identidad del hongo (Altschul et al., 1997).

MUESTREO

Para el monitoreo de la enfermedad se recomienda no tomar muestras de los brotes de la plantación, evitar la preferencia personal por las plantas o tejidos con mayor enfermedad y hacer un muestreo de un número determinado de plantas. La toma de muestras recomendada es la de manojo o puño, que equivale a tomar en cada punto un manojo de plantas. El recorrido del lote se realiza en "W" para abarcar la mayor heterogeneidad posible del área sembrada, tomando 6 puntos en las primeras tres diagonales y 7 puntos en la cuarta diagonal para un total de 25 puntos de muestreo (Figura 6).

Al momento de realizar el muestreo se sugiere tomar en cuenta las siguientes consideraciones: A) realizar un muestreo destructivo para confirmar los síntomas de la enfermedad, B) determinar la incidencia (presencia o ausencia) y severidad (% del área afectada) de la enfermedad, C) desarrollar el monitoreo en los tres principales estados de desarrollo de la planta: plántula a amacollamiento: Penúltima hoja; inicio de primordio floral a máximo embuche: penúltima hoja. Floración a maduración:

vaina, tallos y hoja bandera; D) Evaluador capacitado en el reconocimiento de los síntomas y signos de campo. E) para el caso de *Cochliobolus miyabeanus* (= *Bipolaris*

oryzae) se recomienda iniciar el monitoreo 40 días después de la emergencia y 30 días después de floración (Cuevas e Higuera, 2018).



Figura 6. Representación esquemática del muestreo sugerido para *C. miyabeanus* (= *Bipolaris oryzae*), considerando la toma de 25 puntos.

El tejido colectado se depositará en papel secante, posteriormente se colocaran en bolsas de polietileno y se etiquetaran con los datos correspondientes: producto o cultivo, variedad, fase fenológica, parte vegetal (espiga o mazorca), uso del producto, destino del producto, fecha de muestreo, cantidad de

muestras, nombre y correo electrónico del colector, lugar de muestreo, coordenadas y croquis de localización, lugar, municipio y estado, datos del productor (nombre, domicilio, dirección, teléfono, correo electrónico) y fotografías de los síntomas sospechosos. Las muestras colectadas se

conservarán y transportarán en hieleras con geles refrigerantes y se enviarán de manera inmediata a un laboratorio aprobado para su diagnóstico.

MANEJO FITOSANITARIO

Cultural

Al ser un patógenos que se trasmite por semilla, se recomienda sembrar semilla certificada, variedades resistentes y/o tolerantes, sembrar en áreas libres donde no se ha reportado el patógeno, eliminar y quemar las plantas enfermas, eliminar el grano o semilla que se recolectó de los predios con detección del patógeno, eliminar e incinerar los residuos vegetales o rastrojos y en caso de ser posible fumigar el suelo del área donde se detectó el patógeno.

Genético.

Hau y Rush (1982) mencionaron que las variedades Taichung Native number 1 y Tetep son consideradas resistentes a la mancha café del arroz y la variedad Starbonnet.

Mwendo *et al.* (2014) encontraron en Uganda 17 líneas altamente resistentes, 52 líneas resistentes y 27 líneas moderadamente resistentes de arroz.

García Angulo *et al.* (2011) mencionan que la variedad de grano mediano “El Silverio” presenta tolerancia a enfermedades como la mancha café ocasionada por *C. miyabeanus* en el cultivo de arroz que se cultiva en el trópico mexicano. Por otro lado, Barrios-Gómez *et al.* (2016b) señalaron que la variedad de arroz de grano delgado “INIFLAR RT” muestra moderada resistencia a la mancha café.

Químico

Se ha utilizado principalmente en el tratamiento de la semilla de arroz con fungicidas (Cuadro 1).

Cuadro 3. Fungicidas sugeridos para el control químico de *Cochliobolus miyabeanus* (= *Bipolaris orizae*) ((COFEPRIS, 2020; Ottoni *et al.*, 2000].

Fungicida	Grupo químico	Registro	Nombre comercial	Cultivos autorizados	Dosis recomendada
Difenoconazol	Conazol,	RSCO- FUNG- 0375-0716- 009-26	Difo 250 ec / difnozol / ditto / attila / dicati / divo / Shardif 250 EC / difenzone /	Plátano, brócoli, col de bruselas, col, coliflor, pepino, melón, calabaza, calabacita, sandía,	75 y 100 g i.a./ha

DIRECCIÓN GENERAL DE SANIDAD VEGETAL
DIRECCIÓN DEL CENTRO NACIONAL DE REFERENCIA FITOSANITARIA

Fungicida	Grupo químico	Registro	Nombre comercial	Cultivos autorizados	Dosis recomendada
			cros / coatl / healer / difenglobe	chayote, zarzamora, arándano, frambuesa, fresa.	
Propiconazol	Conazol	RSCO-FUNG-0333-306-009-026	Prosan 250 CE / propisan 250 CE / propiconazole 250 CE	Avena, cebada, centeno, mijo, plátano, trigo	100 g i.a./ha
Trifloxystrobin	Estrobilurinas	RSCO-FUNG-0394-305-064-044		Lima, limonero, mandarino, mango, naranjo, papayo, plátano, rosas, tangerino, toronjo, vid, jitomate, chile, pimiento, tomate de cáscara, berenjena, calabaza, calabacita, melón, sandía, pepino.	125 g i.a./ha

Biológico

Duarte *et al.* (2014), reportaron que aceites esenciales de *Piper aurantium*, *Melaleuca quinquenervia*, *Piper adurantum* subsp. *ossanum* y *Citrus sinensis* inhibieron totalmente el crecimiento de este hongo.

Tratamiento de la semilla de arroz con *Trichoderma viride* o *T. harzianum* reduce el 70% de la enfermedad; algunos aislamientos de *Pseudomonas* spp., reducen más del 70% la enfermedad. Aplicaciones al follaje de *T. harzianum* reducen la intensidad de la

enfermedad e incrementan el rendimiento del cultivo (Abdel-Fattah *et al.*, 2007).

Manimegalai *et al.* (2011) reportaron que extractos metanolicos de *Commelina clavata* y *Bergia capensis* presentaron inhibición contra el patógeno, extractos metanolicos de *Eclipta prostrata*, *Marselia quadrifolia* y *Lippia nodiflora* también presentaron inhibición, aunque en menor grado. Por otro lado Lopez-Lopez *et al.* (2018) señalaron que el aceite esencial extraído de la especie

Tagetes lucida, tiene propiedades antifúngicas contra *C. miyabeanus*.

Se ha reportado que las cepas DFs185 (*Pseudomonas synxatha*) reduce la transmisión del hongo y en pruebas in vitro las cepas DFs185, DFs223 (*Pseudomonas fluorescens*) y DFs418 (*Bacillus* sp.) inhibieron el crecimiento micelial (Moura et al., 2015).

La aplicación de calcio in vitro inhibe la formación de apresorios (Ahn y Suh, 2007), lo cual podría estar relacionado con la traducción de señales para la activación de los mecanismos de resistencia de las plantas. Knaak et al. (2013) mencionaron que los extractos de *Symphytum officinale* y *Lantana camara* fueron efectivos para el control de la pudrición café; mientras que los aceites esenciales de *Zingiber officinale*, *Cymbopogon citratus* y *Malva* sp. También presentaron un buen control del hongo.

Shabana et al. (2008) reportaron que aplicaciones de ácido benzoico en condiciones de campo redujeron de manera significativa la incidencia y severidad de la mancha café del arroz.

Por su parte, Van Bockhaven et al. (2015) mencionó que la aplicación de silicón en plantas de arroz induce la resistencia a la mancha café, reduciendo la severidad de la enfermedad e incrementando el rendimiento del cultivo.

LITERATURA CITADA

Abdel-Fattah GM, Shabana YM, Ismail AE, Rashad YM. 2007. *Trichoderma harzianum*: a biocontrol agent against *Bipolaris oryzae*. Mycopathologia, 164: 81-89.

Archana B, Kini KR, Prakash HS. 2014. Study of genomics fingerprints profile of Indian *Bipolaris oryzae* from rice (*Oryza sativa*) by RAPD-PCR. International Journal of Life Sciences Biotechnology and Pharma Research.

Ahn IP, Suh SC. 2007. Calcium/Calmodulin-dependent signaling for prepenetration development in *Cochliobolus miyabeanus* infecting rice. Journal of General Plant Pathology, 73: 113-120.

Altschul SF, Madden TL, Schäffer AA, Zhang J, Zhang Z, Miller W, Lipman DJ. 1997. Gapped BLAST (Basic Local Alignment Search Tool) and PSI-BLAST: a new generation of protein database search programs. Nucleic Acids Research, 25: 3389-3402.

Arregocés O, Gonzalez J. 1982. Enfermedades del arroz en América Latina y su control (No. 0273 caja (28)). CIAT.

Ba VV, Sangchote S. 2006. Seedborne and transmission of *Bipolaris oryzae*, the causal pathogen of brown spot of rice. Kasetsart Journal, Natural Sciences, 40: 353-360.

Barnwal MK, Kotasthane A, Magculia N, Mukherjee PK, Savary S, Sharma AK, Singh HB, Singh US, Sparks AH, Variar M, Zaidi N. 2013. A review on crop losses, epidemiology and disease management of rice Brown spot

to identify research priorities and knowledge gaps. *Euroasian Journal of Plant Pathology*, 136: 443-457.

Barrios Gómez EJ, González Gabriel F, Canul Ku J, Hernández Arenas M. 2016a. Evaluación de líneas avanzadas de arroz de grano grueso en Morelos, México. *Revista Mexicana de Ciencias Agrícolas*, 7(5): 1091-1102.

Barrios Gómez EJ, Hernández Aragón L, Tavitas Fuentes L, Ortega Arreola R, Jiménez Chong J, Tapia LM, Uresti Durán D. 2016b. INIFLAR RT, variedad de arroz de grano delgado para México. *Revista Mexicana de Ciencias Agrícolas*, 7(4): 969-976.

Biswas SK, Ratan V, Srivastava SSL, Singh R. 2008. Influence of seed treatment with biocides and foliar spray with fungicides for management of brown leaf spot and sheath blight of paddy. *Indian Phytopathology*, 61: 55-59.

CABI. 2020. *Cochliobolus miyabeanus*. En línea: <https://www.plantwise.org/knowledgebank/datasheet/14691>. Fecha de consulta: octubre de 2020.

CABI. 1991. *Cochliobolus miyabeanus*. [Distribution map]. En línea: <https://www.cabi.org/ISC/abstract/20046500092>. Fecha de consulta: octubre de 2020.

Castell-Miller CV, Tu Z, Vance P, Samac DA. 2011. Assembling and exploring the *Cochliobolus miyabeanus* genome of a strain pathogenic on wildrice (*Zinania palustris*). *Phytopathology*, 101: S29.

Chakrabarti NK. 2001. Epidemiology and Disease Management of Brown Spot of Rice in India. *Major Fungal Diseases of Rice*, 293-306. doi:10.1007/978-94-017-2157-8_21.

Cuevas MA, Higuera AOL. 2018. Guía para el monitoreo y manejo de enfermedades. AMTEC. FEDEARROZ. Colombia. 38 p.

De la Paz MAG, Goodwin PH, Raymund AK, Ardales EY, Vera Cruz CM. 2006. Phylogenetic analysis based on ITS sequences and conditions affecting the type of conidial germination of *Bipolaris oryzae*. *Plant Pathology*, 55: 756-765.

Donald Groth. 2010. Brown spot of rice (*Cochliobolus miyabeanus*) (S. Ito & Kurib.) Drechsler ex Dastur. En línea: <https://www.forestryimages.org/browse/detail.cfm?imgnum=5410673> Fecha de consulta: octubre de 2020.

Duarte Y, Pino O, Martínez B. 2014. Efecto de cuatro aceites esenciales sobre hongos asociados al manchado del arroz. *Revistas de Protección Vegetal*, 29(1): 62-65.

Elazegui F, Islam Z. 2003. Diagnosis of common diseases of rice. International Rice Research Institute. Filipinas. 27 p. En línea: <http://www.knowledgebank.irri.org/images/docs/diagnostic-of-common-diseases-of-rice.pdf> Fecha de consulta: 28 de octubre de 2020.

European and Mediterranean Plant Protection Organization (EPPO). 2020. EPPO database. *Cochliobolus miyabeanus*. En línea: <https://gd.eppo.int/taxon/COCHMI> Fecha de consulta: octubre de 2020.

García Angulo JL, Hernández Aragón L, Tavitás Fuentes L. 2011. El Silverio: nueva variedad de arroz para el trópico mexicano. *Revista Mexicana de Ciencias Agrícolas*, 2(4): 607-612.

Hau FC, Rush MC. 1982. Preinfectious interactions between *Helminthosporium oryzae* and resistant and susceptible rice plants. *Phytopathology*, 72: 285-292.

Knaak N, da Silva LD, Andreis TF, Fiuza LM. 2013. Chemical characterization and antifungal activity of plant extracts and essential oils on the *Bipolaris oryzae* and *Gerlachia oryzae* phytopathogens. *Australasian Plant Pathology*, 42: 469-475.

Klomp AO. 1977. Early senescence of rice and *Desclera oryzae* in Wageningen polder. Wageningen: Surinam Agricultural Research Report. No 859.

Lee FN. 1992. Brown spot. pp. 17. *Compendium of rice diseases*. RK. Webster and Gunnell PS. The American Phytopathological Society.

López López E, Peña Ortega MG, Colinas León MTB, Díaz Cedillo F, Serrato Cruz MÁ. 2018. Fungistasis del aceite esencial extraído de una población de *Tagetes lucida* de Hidalgo, México. *Revista Mexicana de Ciencias Agrícolas*, 9(2): 329-341.

Luo WH. 1996. Simulation and measurement of leaf wetness formation in paddy rice crops. Wageningen: PhD Thesis, Wageningen Agricultural University.

Manamgoda DS, Cai L, Bahkali AH, Chukeatirote E, Hyde KD. 2011. *Cochliobolus*: an overview and current status of species. *Fungal Diversity*, 51: 3-42.

Manamgoda DS, Rossman AY, Castlebury LA, Crous PW, Madrid H, Chukeatirote E, Hyde KD. 2014. The Genus *Bipolaris*. *Studies in Mycology*, 79: 221-288.

Manimegalai V, Ambikapathy V, Panneerselvam A. 2011. Antifungal potentiality of some medicinal plant extracts against *Bipolaris oryzae* (Brenda de Haan). *Asian Journal of Plant Science Research*, 1(3):77-80.

Marchetti MA, Petersen HD. 1984. The role of *Bipolaris oryzae* in floral abortion and kernel discoloration in rice. *Plant Disease*, 68: 288-291.

Marin-Felix J, Senwana C, Cheewangkoon R, Crous PW. 2017. New species and records of *Bipolaris* and *Curvularia* from Thailand. *Mycosphere*, 8(9): 1556-1574.

Menezes PR, Farias CRJ, Canela ARA, Schwanck AA, Deibler AN, Funck GRD, Del Ponte EM. 2014. Regional and varietal differences in prevalence and incidence levels of *Bipolaris* species in Brazilian rice seedlots. *Tropical Plant Pathology*, 39: 349-356.

Mycobank 2020. *Bipolaris oryzae* En línea: <https://www.mycobank.org/page/Simple%20names%20search> Fecha de consulta: julio de 2020.

Moura AB, Ludwing J, Santos AG, Schafer JT, Soares VN, Correa BO. 2015. Biocontrol and

seed Transmission of *Bipolaris oryzae* and *Gerlachia oryzae* to rice seedlings. Journal of Seed Science, 36(4): 407-412.

Mwendo M, Lamo J, Ochwo-Ssemakula M. 2014. Inheritance of resistance to Brown Spot Disease in Upland rice in Uganda. Proceedings of Fourth Ruforum Biennial Regional Conference 21-25 July 2014. Maputo, Mozambique. P. 185-189.

Nghiep HV, Gaur A. 2004. Role of *Bipolaris oryzae* in producing seedling of rice (*Oryza sativa*). Omonrice, 12:102-108.

Nisikado Y. 1923. Effect of temperature on the growth of *Helminthosporium oryzae* Br. De Haan. Annals of the Phytopathological Society of Japan, 1: 20-30.

Otoni G, Ferreira de Oliverira W, Silva AL, Albernaz KC, Silva EG, Cardoso E, Guicherit E. 2000. Eficiencia de funguicidas no controle de mancha no controle de mancha parda (*Bipolaris oryzae*) em arroz (*Oryza sativa*). Pesquisa Agropecuaria Tropical, 30(2): 59-62.

Padmanabhan SY, Ganguly D. 1954. Relation between the age of the rice plant and its susceptibility to helminthosporium and blast disease. Indian Academy of Science, 29: 44-50.

Percich JA, Nyvall RF, Malvick DK, Kohls CL. 1997. Interaction of temperature and moisture on infection of wild rice by *Bipolaris oryzae* in the growth chamber. Plant Disease, 81: 1193-1195.

Salazar-Santiago MA, Ortiz-García CF, Otero-Colina G, Guzmán-Plazola RA, Alatorre-

Rosas R, Pérez-Panduro A. 2019. Hongos fitopatógenos en arroz (*Oryza sativa*) y su asociación con *steneotarsonemus spinki* (acari: Tarsonemidae) en Tabasco, México. Agrociencia, 53(5): 757-764.

Sarkar AK, Sen Gupta PK. 1977. Effect of temperature and humidity on disease development and sporulation of *Helminthosporium oryzae* on rice. Indian Phytopathology, 30: 258-259.

Schwanck AA, Meneses PR, Farias CRJ, Funck GRD, Maia AHN, Del Ponte EM. 2015. *Bipolaris oryzae* seed borne inoculum and Brown spot epidemics in the subtropical lowland rice-growing region of Brazil. Euroasian Journal of Plant Pathology, 142: 875-885.

Shabana YM, Abdel-Fattah GM, Ismail AE, Rashad YM. 2008. Control of Brown spot pathogen of rice (*Bipolaris oryzae*) using some phenolic antioxidants. Brazilian Journal of Microbiology, 39: 438-444.

Singh RK, Singh CV, Shukla VD. 2005. Phosphorus nutrition reduces brown spot incidence in rainfed upland rice. International Rice Research Notes, 30(2): 31-32.

Sunder S, Singh R, Agarwal R. 2014. Brown spot of rice: an overview. Indian Phytopath, 67(3): 201-215.

Van Bockhaven J, Spichal L, Novak O, Strnad M, Asano T, Kikuchi S, Hofte M, De Vázquez-Lozano L. 2008. Evaluación de la eficacia de funguicidas para el control de *Pyricularia grisea* y *Bipolaris oryzae* en el cultivo del

arroz (*Oryza sativa*), variedad Capirona, en el Bajo Mayo, San Martín. Tesis de Licenciatura. Universidad Nacional de San Martín-Tarapoto. Facultad de Ciencias Agrarias. Tarapoto, Perú. 99 p

White TJ, Bruns T, Lee S, Taylor J. 1990. Amplification and direct sequencing of fungal ribosomal RNA genes for phylogenetics. PCR Protocols, 315-322. doi:10.1016/b978-0-12-372180-8.50042-1

Forma recomendada de citar:

DGSV-CNRF. 2020. *Cochliobolus miyabeanus* (*Bipolaris orizae*). Sader-Senasica. Dirección General de Sanidad Vegetal-Centro Nacional de Referencia Fitosanitaria. Ficha técnica. Tecámac, Estado de México, 18 p.

Nota: Las imágenes contenidas son utilizadas únicamente con fines ilustrativos e informativos, las cuales han sido tomadas de diferentes fuentes otorgando los créditos correspondientes.



DIRECTORIO

Secretario de Agricultura y Desarrollo Rural

Dr. Víctor Manuel Villalobos Arámbula

Director en Jefe del Servicio Nacional de Sanidad, Inocuidad y
Calidad Agroalimentaria

Dr. Francisco Javier Trujillo Arriaga

Director General de Sanidad Vegetal

Ing. Francisco Ramírez y Ramírez

Director del Centro Nacional de Referencia Fitosanitaria

M.C. Guillermo Santiago Martínez