



CIMMYT

Contrôle des Semences de Maïs et de Blé

Guide de Laboratoire



CIMMYT

*Systèmes de Production
Durables de Maïs et de Blé*

Contrôle des Semences de Maïs et de Blé

Guide de laboratoire

E.J. Warharm - CIMMYT

L.D. Butler - CIMMYT

B.C. Sutton - IMI

Remerciements

Les auteurs remercient l'Administration pour le Développement Outre-mer (ODA) (Grande Bretagne) pour le financement des frais de cette publication. Ce guide n'aurait pas pu voir le jour sans cet appui financier. L'enthousiasme continu et l'appui au projet sont très appréciés. Les auteurs remercient particulièrement Mr. Roger Smith pour ses encouragements et son soutien depuis que l'idée de ce projet a été présentée.

Ils ont aussi fortement apprécié l'aide et les conseils des collègues du CIMMYT au Mexique et de l'Institut International de Mycologie (IMI) au Royaume Uni. Ils sont particulièrement reconnaissants auprès des personnes suivantes: Consuelo Rodriguez et Clarissa Sanchez, du CIMMYT, pour la préparation des tests sur l'état phytosanitaire des semences utilisés pour les photographies; le Dr. Mark Holderness et le Dr. Jim Waller, de l'IMI, pour leur révision constructive et leur contribution tant au contenu qu'à la présentation du manuel.

Les auteurs remercient également l'Unité d'Information du CIMMYT, conduite par Mr. Tiffin Harris, pour l'aide et les encouragements reçus lors de la préparation du manuel. Ils remercient spécialement Miguel Mellado pour son formidable travail de composition et d'arrangement du texte, Eliot Sanchez pour son aide dans la préparation du manuel avant l'impression, et Alma McNab pour l'édition. La traduction française a été réalisée par Thérèse Bogdan et Etienne Duveiller.

Table des Matières

Avant-propos	ii
Introduction	iii
Liste des Micro-organismes	iii
Clé d'Identification	iv
Description des Micro-organismes	1
Index	65
Annexe A :	
Tests de Contrôle Phytosanitaire des Semences	66
Annexe B :	
Tests de Viabilité, Pouvoir Germinatif et Vigueur des Semences	75

Photographies

L. Butler, CIMMYT: 199, 200	172, 174-179, 184-190, 206-209,
L. Gilchrist, CIMMYT: 225, 227, 229.	213, 215-218, 220-224, 226, 228,
D. Jeffers, CIMMYT: 191, 202	230.
M. MacDonald & R. Chapman, PBI (ODA/NRI Project X0225): 38, 173.	F. Zillinsky, CIMMYT: 39, 167, 182,
B. Ritchie, IMI: 83	204, 205.
B.C. Sutton, IMI: 77, 78, 88, 89, 112, 192, 203.	CIMMYT: 180, 181, 183, 193-198,
E.J. Warham, CIMMYT: 1-37, 40-76, 79-82, 84-87, 90-111, 113-166, 168-	201.

Avant-propos

Le CIMMYT a comme but d'aider les pauvres en augmentant la productivité du maïs et du blé dans les pays en voie de développement, tout en préservant l'environnement, par la recherche agronomique et en collaboration avec les systèmes de recherche nationaux.

L'amélioration du matériel génétique continue d'être la ligne de force du travail au CIMMYT, répondant ainsi à l'augmentation prévisible de la demande en germplasma à un stade de sélection avancé ainsi qu'à la demande en populations de plantes possédant des caractères particuliers. De ce fait, CIMMYT sert de centre de conservation et de garantie au niveau mondial pour les ressources génétiques de maïs et de blé.

Les programmes d'amélioration du matériel génétique du CIMMYT sont foncièrement basés sur le libre échange international des semences de maïs et de blé. Pour faciliter de tels échanges, toutes les institutions, les coopérateurs et les agences de contrôle phytosanitaire

concernés doivent pouvoir être sûrs de l'absence d'agents pathogènes dans les semences qui sont tant importées et qu'exportées. En accord avec ce principe, le CIMMYT appuie entièrement le maintien de stricts standards phytosanitaires pour ses échanges à l'échelon mondial afin de protéger l'agriculture des coopérateurs et des pays hôtes.

L'Unité de Contrôle des Semences du CIMMYT se charge de l'inspection phytosanitaire des semences de maïs et de blé (les deux cultures qui sont sous la responsabilité du Centre) avant leur exportation et elle examine les semences qui sont importées quelque soit l'origine. Ces inspections sont conduites en étroite collaboration avec les autorités de quarantaine du Gouvernement Mexicain.

La libre circulation et l'échange du matériel génétique sont essentiels pour progresser dans les programmes d'amélioration végétale mais ce mouvement ne doit pas mettre les cultures en péril par la propagation des maladies et insectes.

L'échange international de matériel génétique exempt de maladie est possible si des mesures de protection sont imposées lors de la multiplication des semences et leur distribution. Les stations de quarantaine reçoivent les semences pour la certification de diverses sources comme les industries, les producteurs, les stations de recherche, des chercheurs isolés, des marchands de semences, etc... Le risque de propager des agents pathogènes transmis par les semences varie largement selon l'origine de cette semence. La semence qui provient des milieux scientifiques ou des industries est en général bien suivie par un phytopathologiste qualifié durant la saison de production, afin de limiter ces risques.

Durant leur travail à l'Unité de Contrôle des Semences, les auteurs ont détecté un certain nombre d'organismes transmis par les semences et ont noté leur caractéristiques pour rendre leur identification facile. Ce manuel présente chaque organisme observé accompagné d'une série de photographies et donne des

indications rapides en vue de faciliter l'identification immédiate du micro-organisme. En plus, il donne des détails sur la distribution, l'importance, les techniques de détections, les aspects de quarantaine et des références.

Nous espérons que ce manuel offrira une information utile aux chercheurs en agriculture et aux agences de quarantaine qui s'occupent de l'inspection des semences de maïs et de blé, à l'importation et à l'exportation, et qu'il contribuera à minimiser le risque de distribution des maladies qui peuvent réduire les rendements des cultures et limiter la quantité de nourriture produite par les agriculteurs.

Timothy Reeves
Directeur Général, CIMMYT

Introduction

Les micro-organismes associés aux semences sont soit transmis par la semence ou transportés par elle. Ils survivent sous forme de spores ou de structures de survie, dans la semence et sur elle. Les semences infectées par les champignons produisent souvent des plantes infectées tandis que les champignons transportés par les semences sont considérés moins importants dans la dispersion d'une maladie. Cependant, les deux cas peuvent ouvrir une voie par laquelle un agent pathogène peut être introduit dans une région d'où il était originalement absent. Dès lors, les deux modes de transmission sont importants pour les aspects de quarantaine et pour les phytopathologistes. Dans cette publication, nous ne faisons aucune différence entre les champignons transmis par la semence ou ceux transportés par elle.

Ce manuel de laboratoire illustré a été conçu afin de faciliter l'identification de 64 micro-organismes associés aux semences de maïs et de blé. Chaque micro-organisme est décrit et accompagné d'une série de photographies illustrant le type de colonie sur la semence et les caractéristiques du micro-organisme sous

le microscope. Une illustration donne une indication rapide avec description pour faciliter la rapide identification du micro-organisme. De plus, nous donnons la distribution du micro-organisme, son importance, les indications concernant la quarantaine, la technique de détection et des références. Les détails concernant la quarantaine sont ceux répertoriés dans le système d'information mondial sur la quarantaine du matériel végétal de la FAO (1994). Les organisations chargées de la réglementation de la protection des plantes (RPPO's) sont: l'EPPO (Europe), la NEPPO (Proche Orient), le APPPC (Asie et Pacifique), le IAPSC (Afrique), et la COSAVE (Amérique du Sud). Le numéro de liste n'est donné uniquement que pour la RPPO: A1 = absent dans la région; A2 = présent dans une partie de la région et importance de la quarantaine ailleurs. Il est fait mention de certains pays lorsque la maladie y est connue mais cette information est très incomplète. En ce qui concerne le Mexique, les Etats-Unis et le Canada, il est important de garder séparément les informations concernant chaque pays car la NAPPO ne possède pas de liste régionale des micro-organismes faisant l'objet de quarantaine. Lorsqu'ils sont

connus, des détails supplémentaires sont également donnés sur base des renseignements disponibles auprès de l'Unité de Contrôle des Semences du CIMMYT.

Les différences de type, de morphologie et de fructification des colonies visibles au microscope stéréoscopique ont été utilisées pour reconnaître les différents genres de champignons. Les caractères visibles sous le microscope à transmission ont été utilisés pour identifier les espèces. Si on soupçonne la présence d'un agent pathogène transmis par la semence qui fait l'objet de quarantaine, il est conseillé de confirmer l'identification de l'espèce du champignon en contactant des mycologues professionnels et de démontrer sa pathogénicité.

Une clé synoptique est donnée au début du manuel afin de faciliter l'identification du micro-organisme sur base de la couleur et de la texture de la colonie sur la semence, de la forme et la dimension des spores, etc... Chaque micro-organisme possède un numéro clé pour son identification, qui est inclus dans chaque groupe de caractères propre au micro-organisme.

On utilise des méthodes reconnues au niveau international pour le contrôle des semences dans le but de détecter la présence sur les grains, de micro-organismes transmis par les semences. Il est recommandé d'adopter ces procédures standardisées lorsque l'on examine des semences pour la quarantaine et pour délivrer un certificat phytosanitaire car elles évitent les situations où l'examen dans le pays de réception du matériel est en désaccord avec le certificat phytosanitaire accompagnant les semences. Les procédures des principales méthodes standardisées pour le contrôle des semences au niveau international sont données en annexe A, de manière séparée pour le maïs et pour le blé.

Les semences de haute qualité ne doivent pas seulement être exemptes de maladies transmises par la semence mais aussi posséder un bon pouvoir germinatif et de la vigueur. Les procédures des tests de viabilité, de pouvoir germinatif et de vigueur des semences utilisées en routine dans un laboratoire de contrôle des semences, sont données de manière séparée pour le maïs et le blé, en annexe B.

Liste des Micro-organismes

Hyphomycètes -

Fusarium / Microdochium

1. *Fusarium avenaceum*
2. *Fusarium crookwellense*
3. *Fusarium culmorum*
4. *Fusarium equiseti*
5. *Fusarium graminearum*
6. *Fusarium moniliforme*
7. *Fusarium oxysporum*
8. *Fusarium poae*
9. *Fusarium sambucinum*
10. *Fusarium tricinctum*
11. *Microdochium dimerum*
12. *Microdochium nivale*

Hyphomycètes - *Bipolaris / Drechslera /*

Exserohilum

13. *Bipolaris cynodontis*
14. *Bipolaris hawaiiensis*
15. *Bipolaris maydis*
16. *Bipolaris sorokiniana*
17. *Bipolaris spicifera*
18. *Bipolaris victoriae*

19. *Bipolaris zeicola*
20. *Curvularia* spp.
21. *Drechslera avenacea*
22. *Drechslera dematioidea*
23. *Exserohilum rostratum*
24. *Exserohilum turcicum*

Autres Hyphomycètes

25. *Acremoniella* spp.
26. *Acremonium* spp.
27. *Alternaria* spp.
28. *Arthrinium* spp.
29. *Aspergillus flavus / Aspergillus parasiticus*
30. *Aspergillus niger*
31. *Botrytis* spp.
32. *Cladosporium* spp.
33. *Epicoccum* spp.
34. *Gonatobotrys* spp.
35. *Monilia* spp.
36. *Myrothecium* spp.
37. *Nigrospora* spp.
38. *Papulospora* spp.
39. *Penicillium* spp.

40. *Rhinotrichum* spp.
41. *Stachybotrys* spp.
42. *Stemphylium* spp.
43. *Torula* spp.
44. *Trichoderma* spp.
45. *Trichothecium roseum*
46. *Ulocladium* spp.
47. *Verticillium* spp.

Coelomycètes

48. *Lasiodiplodia* spp.
49. *Pestalotiopsis* spp.
50. *Phoma* spp.
51. *Septoria nodorum*
52. *Stenocarpella macrospora*
53. *Stenocarpella maydis*

Ascomycètes

54. *Chaetomium* spp.
55. *Claviceps* spp.
56. *Melanospora* spp.
57. *Sordaria* spp.

Ustilaginales

58. *Sporisorium reilianum*
59. *Tilletia caries / Tilletia laevis*
60. *Tilletia controversa*
61. *Tilletia indica*
62. *Ustilago maydis*
63. *Ustilago nuda*

Zygomycètes

64. *Rhizopus* spp.

Clé d'Identification

La clé d'identification est une clé synoptique dans laquelle les caractères utilisés pour distinguer les micro-organismes sont regroupés en un certain nombre de catégories comme la position taxonomique, l'aspect de la colonie, le mycélium, les spores et d'autres caractéristiques. Dans chacune de ces catégories, tous les caractères apparentés sont catalogués; par exemple pour les conidies, tous les critères concernant les conidies, comme la pigmentation, la forme, le cloisonnement, la dimension, l'ornementation, la formation etc... sont répertoriés.

Chaque micro-organisme inclus dans la clé possède un numéro unique qui correspond au numéro du micro-organisme dans le manuel. Le numéro clé du micro-organisme est indiqué dans chaque groupe de caractéristiques qui font clairement partie des attributs de ce micro-organisme.

L'avantage d'une clé synoptique c'est qu'on peut l'utiliser à n'importe quel

niveau. Il est plus rapide d'entrer à un niveau où il y a juste quelques numéros parmi lesquels il faut choisir. Ces numéros s'appliquent en général à des caractères peu communs; les micro-organismes qui possèdent ces traits insolites et particuliers sont dès lors faciles à identifier. Pour les micro-organismes qui ne peuvent être séparés que par une combinaison de plusieurs caractères, il est presque impossible de remplacer la laborieuse procédure consistant à commencer au début de la clé et de la suivre jusqu'au moment où le micro-organisme est identifié. L'identification peut être accélérée si des caractères distinctifs sont considérés pour réduire le nombre des possibilités initiales. Par exemple, si les conidies ont des appendices ou des cellules terminales transparentes, ainsi donc, parce que ces caractères existent uniquement chez un petit nombre de micro-organismes dans la clé, les options sont limitées et l'identification est plus rapide.

Un exemple pratique de ces deux approches est donné par l'identification de *Stenocarpella macrospora* en suivant la clé. On peut commencer par examiner l'aspect de la semence et cheminer lentement à travers la clé, ou on peut choisir un caractère distinctif et tenter un raccourci.

La méthode la plus longue commence par l'observation de l'aspect de la semence infectée. Le premier critère est le remplissage complet ou d'une partie de la semence par des spores, ou bien que la semence reste intacte. Comme les semences infectées par *Stenocarpella macrospora* restent intactes, nous devons donc considérer 57 micro-organismes différents:

1	2	3	4	5	6	7	8	9
10	11	12	13	14	15	16	17	18
19	20	21	22	23	24	25	26	27
28	29	30	31	32	33	34	35	36
37	38	39	40	41	42	43	44	45
46	47	48	49	50	51	52	53	54
56	57	64						

Le second groupe de caractères concerne la colonie sur la semence et le premier critère considéré est la couleur de la colonie. La couleur des colonies de *Stenocarpella macrospora* est grise; nous pouvons donc éliminer un certain nombre de micro-organismes montrant une autre couleur des colonies:

①	②	③	④	⑤	⑥	⑦	⑧	⑨
⑩	⑪	⑫	13	⑭	⑮	⑯	17	⑰
19	20	21	⑳	㉑	㉒	㉓	26	27
28	㉔	㉕	31	㉖	㉗	㉘	㉙	㉚
㉛	㉜	㉝	40	41	42	43	44	45
46	47	48	49	50	51	52	53	54
56	57	64						

Comme *Stenocarpella macrospora* donne une colonie lâche à dispersée sur la semence, un petit nombre de micro-organismes non inclus dans cette catégorie peuvent être éliminés:

13	⑰	⑱	20	21	⑳	27	28	31
47	51	52	53	57				

Le développement du mycélium dans les colonies de *Stenocarpella macrospora* est peu important à modéré. Quelques uns des micro-organismes restant n'entrent pas dans cette catégorie et peuvent dès lors être éliminés:

13 20 21 27 (28) 31 47 (51) 52
53 (57)

Les spores de *Stenocarpella macrospora* apparaissent comme humides dans la masse, et donc quelques micro-organismes montrant des spores sèches dans la masse peuvent être éliminés:

(13) (20) (21) (27) (31) 47 52 53

Les spores de *Stenocarpella macrospora* sont noires dans la masse. Comme le numéro 47 ne montre pas cette caractéristique, il est donc à éliminer:

(47) 52 53

Il ne nous reste que les numéros 52 et 53. A ce point de l'identification, le plus simple est de regarder les descriptions respectives des numéros 52 et 53 pour décider de celle qui est la plus proche de *Stenocarpella macrospora*. L'autre option

est de continuer à vérifier, avec l'aide de la clé, chaque caractéristique jusqu'au moment de trouver un critère qui élimine un des deux numéros: 52 ou 53.

Stenocarpella macrospora appartient taxonomiquement aux coelomycètes. Comme les deux numéros 52 et 53 appartiennent à ce groupe, nous ne pouvons pas en éliminer à ce stade:

52 53

Les fructifications de *Stenocarpella macrospora* sont a) des pycnides, b) des pycnides sphériques voire en forme de bouteille, et c) des pycnides sans sête. A nouveau les deux micro-organismes 52 et 53 tombent dans les trois catégories et aucun ne peut être éliminé:

52 53

Les deux micro-organismes 52 et 53, tout comme *Stenocarpella macrospora*, possèdent a) des spores brunes, et b) des spores avec parois transversales (septas). Aucun n'est donc éliminé d'après ces deux critères:

52 53

Les spores de *Stenocarpella macrospora* ont un nombre variable de septas, entre 1 et 3. Seul le micro-organisme 52 possède ce caractère et se révèle donc comme étant *Stenocarpella macrospora*.

52 (53)

L'identification correcte du micro-organisme a demandé 13 étapes en utilisant la clé synoptique de cette façon.

L'alternative plus rapide consiste à sélectionner des caractères clés et de commencer par eux, indépendamment de leur situation dans la clé. Dans le cas de *Stenocarpella macrospora*, deux caractères de cet ordre seraient la présence de pycnides et de conidies relativement longues. En commençant donc par la fructification de type pycnide, nous avons 5 micro-organismes possibles:

48 50 51 52 53

Si on prend maintenant la longueur des conidies qui en général ont chez *Stenocarpella macrospora* au moins 50 µm de long, cela correspond au critère longueur allant de 51 à 80 µm. La majorité

des micro-organismes dans cette catégorie ne produisent pas de spores dans une pycnide et sont donc à éliminer:

(1) (4) (6) (7) (13) (16) (18) (19) (21)
(23) (24) (27) (38) 52 (55)

Ceci nous laisse le numéro 52 comme identification correcte et cela ne nous a pris que deux étapes, un procédé beaucoup plus simple que de commencer au début de la clé synoptique.

Clé synoptique

- | | | |
|----------------------------------|--|--------------------------------------|
| 1. <i>Fusarium avenaceum</i> | 22. <i>Drechslera dematioidea</i> | 43. <i>Torula</i> spp. |
| 2. <i>Fusarium crookwellense</i> | 23. <i>Exserohilum rostratum</i> | 44. <i>Trichoderma</i> spp. |
| 3. <i>Fusarium culmorum</i> | 24. <i>Exserohilum turcicum</i> | 45. <i>Trichothecium roseum</i> |
| 4. <i>Fusarium equiseti</i> | 25. <i>Acremoniella</i> spp. | 46. <i>Ulocladium</i> spp. |
| 5. <i>Fusarium graminearum</i> | 26. <i>Acremonium</i> spp. | 47. <i>Verticillium</i> spp. |
| 6. <i>Fusarium moniliforme</i> | 27. <i>Alternaria</i> spp. | 48. <i>Lasiodiplodia</i> spp. |
| 7. <i>Fusarium oxysporum</i> | 28. <i>Arthrinium</i> spp. | 49. <i>Pestalotiopsis</i> spp. |
| 8. <i>Fusarium poae</i> | 29. <i>Aspergillus flavus/A. parasiticus</i> | 50. <i>Phoma</i> spp. |
| 9. <i>Fusarium sambucinum</i> | 30. <i>Aspergillus niger</i> | 51. <i>Septoria nodorum</i> |
| 10. <i>Fusarium tricinctum</i> | 31. <i>Botrytis</i> spp. | 52. <i>Stenocarpella macrospora</i> |
| 11. <i>Microdochium dimerum</i> | 32. <i>Cladosporium</i> spp. | 53. <i>Stenocarpella maydis</i> |
| 12. <i>Microdochium nivale</i> | 33. <i>Epicoccum</i> spp. | 54. <i>Chaetomium</i> spp. |
| 13. <i>Bipolaris cynodontis</i> | 34. <i>Gonatobotrys</i> spp. | 55. <i>Claviceps</i> spp. |
| 14. <i>Bipolaris hawaiiensis</i> | 35. <i>Monilia</i> spp. | 56. <i>Melanospora</i> spp. |
| 15. <i>Bipolaris maydis</i> | 36. <i>Myrothecium</i> spp. | 57. <i>Sordaria</i> spp. |
| 16. <i>Bipolaris sorokiniana</i> | 37. <i>Nigrospora</i> spp. | 58. <i>Sporisorium reilianum</i> |
| 17. <i>Bipolaris spicifera</i> | 38. <i>Papulospora</i> spp. | 59. <i>Tilletia caries/T. laevis</i> |
| 18. <i>Bipolaris victoriae</i> | 39. <i>Penicillium</i> spp. | 60. <i>Tilletia controversa</i> |
| 19. <i>Bipolaris zeicola</i> | 40. <i>Rhizotrichum</i> spp. | 61. <i>Tilletia indica</i> |
| 20. <i>Curvularia</i> spp. | 41. <i>Stachybotrys</i> spp. | 62. <i>Ustilago maydis</i> |
| 21. <i>Drechslera avenacea</i> | 42. <i>Stemphylium</i> spp. | 63. <i>Ustilago nuda</i> |
| | | 64. <i>Rhizopus</i> spp. |

Apparence de la semence

Semences remplies en partie ou entièrement par des spores

55,58,59,60,61,62,63

Semences restant intactes

1,2,3,4,5,6,7,8,9,10,11,12,13,14,15,16,17,18,19,20,21,22,23,24,25,26,27,28,29,30,31,32,33,34,35,36,37,38,39,40,41,42,43,44,45,46,47,48,49,50,51,52,53,54,56,57,64

Caractères des colonies sur les semences

Couleur de la colonie

Blanc

10,26,34,40,47,49,50,51,54,56,57,64

Blanc à pourpre

6,7

Blanc à bronzé/jaune/orange/brun

2,3,4,5,8,9,11,12,25

Blanc à couleur pêche/rouge

1,3,5,7,9

Crème à orange

35,11

Rose saumon

45,51

Jaune/orange/rouge

33,38

Bleu/vert

39

Vert à brun olive

27,29,32,36,43,44

Gris

13,17,19,20,21,26,27,28,31,47,51,52,53,57

Brun

14,15,16,17,18,19,20,23,24,27,38,42,56

Noir

14,16,20,21,22,26,27,28,30,37,41,42,46,48

Type de colonie

De compacte à l'apparence d'un coussin

2,4,6,12,16,17,19,20,23,26,27,30,32,33,36,37,39,42,43,44,45,46,48,49,51,52,53,54

Défait à dispersé

1,3,4,5,6,7,8,9,10,11,12,13,14,15,18,20,21,22,24,25,27,28,29,30,31,32,33,34,35,36,38,39,40,41,42,45,47,48,49,50,51,52,53,54,56,57,64

Développement du mycélium

Clairement à modéré

1,3,4,9,11,12,13,15,16,17,19,20,21,22,23,24,25,26,27,30,31,32,33,34,37,38,39,40,41,42,43,44,45,46,47,48,50,52,53,54

Abondant

2,4,5,6,7,8,10,14,18,20,27,28,29,32,33,35,36,45,47,48,49,51,56,57,64

Apparence des spores dans la masse

Sèche

6,8,12,13,14,15,16,17,18,19,20,21,22,23,24,25,27,28,29,30,31,32,33,34,35,37,38,39,40,42,43,44,45,46,54,55,56,57,58,59,60,61,62,63

Humide

1,2,3,4,5,6,7,8,9,10,11,26,36,41,47,48,49,50,51,52,53

Couleur des spores dans la masse

Blanc/ crème

7,8,26,31,34,47,50,51,55

Rose

3,9,11,45

Abricot

35

Orange/rouge

1,2,3,4,6,10,11,12,38

Vert

44

Jaune/vert

29

Bleu/vert

39

Gris

13,31

Brun

4,5,13,14,15,17,18,20,21,22,23,24,25,29,38,48,58,62,64

Brun violacé

28,33

Brun rougeâtre

59,60

Brun olive

19,29,32,43,63

Noir verdâtre

36,41

Noir

30,37,42,46,48,49,52,53,54,55,56,57,59,60,61

Position taxonomique

Hyphomycètes

1,2,3,4,5,6,7,8,9,10,11,12,13,14,15,16,17,18,19,20,21,22,23,24,25,26,27,28,29,30,31,32,33,34,35,36,37,38,39,40,41,42,43,44,45,46,47

Coelomycètes

48,49,50,51,52,53

Helminthosporium et genres apparentés

13,14,15,16,17,18,19,20,21,22,23,24

Fusarium et Microdochium

1,2,3,4,5,6,7,8,9,10,11,12

Ascomycètes

42,51,54,55,56,57

Ustilaginales (charbons)

58,59,60,61,62,63

Zygomycètes

64

Fructifications

Spores en relation avec les structures fongiques

Spores formées à l'intérieur de structures fongiques

42,48,49,50,51,52,53,54,56,57,64

Spores formées à l'extérieur de structures fongiques

1,2,3,4,5,6,7,8,9,10,11,12,13,14,15,16,17,18,19,20,21,22,23,24,25,26,27,28,29,30,31,32,33,34,35,36,37,38,39,40,41,42,43,44,45,46,47,55,58,59,60,61,62,63

Types de fructification

Pycnides

48,50,51,52,53

Sporodochies (formation en coussin des conidiophores et des conidies)

1,2,3,4,5,6,7,8,9,10,11,12,33,36,49

Hyphes

1,2,3,4,5,6,7,8,9,10,11,12,13,14,15,16,17,18,19,20,21,22,23,24,25,26,27,28,29,30,31,32,34,35,37,38,39,40,41,42,43,44,45,46,47

Ascocarpes

42,51,54,56,57

Sores (masse de spores entourée par une fine membrane chez les ustilaginales)

58,59,60,61,62,63

Sporanges

64

Scélérotes (structures au repos dures, foncées et pigmentées)

55

Microscélérotes (agglomérations compactes et irrégulières de petites cellules)

38

Forme

Forme sphérique à forme de bouteille

42,48,50,51,52,53,54,56,57

Aspect

Avec des poils raides ou onduleux (sètes)

36,54,56

Sans sète

1,2,3,4,5,6,7,8,9,10,11,12,13,14,15,16,17,18,19,20,21,22,23,24,25,26,27,28,29,30,31,32,33,34,35,37,38,39,40,41,42,43,44,45,46,47,48,49,50,51,52,53,55,57,58,59,60,61,62,63,64

Sètes bruns

54,56

Sètes incolores

36

Spores

Couleur de la spore elle même

Hyaline

1,2,3,4,5,6,7,8,9,10,11,12,26,29,31,34,35,40,44,45,47,50,51,55

Jaune

58,60,64

Jaune vert

29

Vert olive

36,44

Bleu vert

39

Brun

13,14,15,16,17,18,19,20,21,22,23,24,25,27,28,30,32,33,38,41,42,43,46,48,49,51,52,53,54,56,59,61,64

Brun jaunâtre

63

Brun olive

59,62

Brun rougeâtre

58,59,60

Orange/rouge

38

Noir

33,37,56,57,58,62

Irisée (sections de la spore changeant de couleur)

20,23,49

Parois transversales (septas)

Absentes

25,26,28,29,30,31,34,35,36,37,39,40,41,44,47,50,54,55,56,57,58,59,60,61,62,63,64

Uniquement transversales

1,2,3,4,5,6,7,8,9,10,11,12,13,14,15,16,17,18,19,20,21,22,23,24,32,43,45,48,49,51,52,53,55

Transversales, longitudinales et obliques

27,33,38,42,46

Nombre - généralement unique

45,48,53

Nombre - généralement multiples

1,2,3,4,5,6,7,8,9,10,13,14,15,16,17,18,19,20,21,22,23,24,49,51,55

Nombre - variable

11,12,32,43,52

Nombre - de 1 à 3

1,8,11,12,17,32,51,52

Nombre - de 3 à 7

1,2,3,4,5,6,7,9,10,13,14,20,21,22,43,49,55

Nombre - plus de 7

15,16,18,19,23,24

Spore unicellulaire entourée d'une paroi extérieure (euseptée)

1,2,3,4,5,6,7,8,9,10,11,12,20,27,32,33,38,42,43,45,46,48,49,51,52,53,55

Spore avec cellules individuelles, chacune entourée d'une paroi en forme de sac, distincte de la paroi extérieure (distoseptée)

13,14,15,16,17,18,19,21,22,23,24

Aspect de la spore

Lisse

1,2,3,4,5,6,7,8,9,10,11,12,13,14,15,16,17,18,19,20,21,22,23,24,25,26,27,28,31,32,34,35,36,37,38,39,40,41,44,45,47,49,50,51,52,53,54,55,56,57,59

Rugueux avec de minuscules aspérités (verruqueux)

27,29,32,39,41,42,43,44,46,61,63

Épineux

30,58,62,63

Rugueux avec grandes aspérités (boutonneux)

33

Marqué de lignes de rainures ou de crêtes (strié) 36,41,48,64	Obovoïde (en forme d'oeuf avec l'apex élargi) 22,25,35,40,46	Longueur de 26 à 50µm 1,2,3,4,5,6,7,8,9,10,13,14,17,20,21,22,27, 38,42,46,49,51,53,61	Microconidies Absentes 1,2,3,4,5,9,12,13,14,15,16,17,18,19,20,21, 22,23,24,25,26,27,28,29,30,31,32,33,34,35, 36,37,38,39,40,41,42,43,44,45,46,47,48,49, 50,51,52,53,54,55,56,57,58,59,60,61,62, 63,64
Réticulé 59,60	Ovoïde (en forme d'oeuf avec la base élargie) 27,42	Longueur de 51 à 80µm 1,4,6,7,13,16,18,19,21,23,24,27,38,52,55	Présentes 6,7,8,10,11
Troué 59	Ovale (ellipsoïde) 26,27,31,34,36,39,41,45,47,48,50,55,64	Longueur supérieure à 80µm 15,16,18,19,21,23,24,27,38,55	Chlamydoconidies Absentes 6,12,13,14,15,16,17,18,19,20,21,22,23,24, 25,26,27,28,29,30,31,32,33,34,35,36,37,38, 39,40,41,42,43,44,45,46,47,48,49,50,51,52, 53,54,55,56,57,58,59,60,61,62,63,64
Entouré d'une gangue mucilagineuse (visqueux) 57,61	Elancé et filiforme 51,55	Formation Solitaire 1,2,3,4,5,6,7,8,9,10,11,12,13,14,15,16,17, 18,19,20,21,22,23,24,25,26	Parfois dans les conidies 1,2,9
Avec de appendices terminaux filiformes (comme des fibres) 49	Inégalement courbé d'un côté 20	En chaînes (parfois se rompant facilement) 27,29,30,32,35,39,43,45	Dans le mycélium 2,3,4,5,7,8,9,10,11,47,50
Forme	Dimension	Caractères spéciaux	Scélérotés
En forme de croissant (falciforme) 1,2,3,4,5,6,7,8,9,10,11,12,13,15,19	Largeur jusqu'à 7µm 1,2,3,4,5,6,7,8,9,10,11,12,26,28,29,30,31, 32,35,36,39,40,43,44,47,50,51,53,55,64	Avec une cellule basale ou un pied 1,2,3,4,5,6,7,8,9,10,11,12	Absents 1,2,3,4,5,6,7,8,9,10,11,12,13,14,15,16,17,18, 19,20,21,22,23,24,25,26,27,28,30,32,33,34, 35,36,37,38,39,40,41,42,43,44,45,46,48,49, 50,51,52,53,54,56,57,58,59,60,61,62,63,64
En forme de bateau (fusiforme) 1,2,3,4,5,6,7,8,9,10,11,12,13,15,16,18,19, 23,24,35,41,49,52,53	Largeur de 7 à 15µm 13,14,17,20,22,31,34,37,41,43,45,48,49,52, 54,56,57,58,62,63	Avec une cicatrice basale saillante 23,24	Présents 29,31,47,55
Cylindrique 14,17,21,23,24,32,43,51,52,53	Largeur supérieure à 16µm 15,16,18,19,21,23,24,25,27,33,38,42,46,59, 60,61	Formées sur des conidiophores caractéristiques de couleur brune 13,14,15,16,17,18,19,20,21,22,23,24,27,31, 32,42,43,46	Microscélérotés Présents 38
En forme de citron 54,56,57	Longueur de 1 à 10µm 6,7,8,10,11,26,28,29,30,31,32,35,36,39,40, 41,43,44,47,50,54,58,62,63	Formées sur des conidiophores caractéristiques de couleur pâle 26,29,30,34,35,39,40,41,44,45,47	
Sphérique 28,29,30,33,37,38,39,44,58,59,60,61,62, 63,64	Longueur de 11 à 25µm 1,11,12,14,17,25,31,32,33,34,37,42,43,45, 46,48,53,56,57,58,59,60,62,64		
Lenticulaire 28			

Fusarium avenaceum (Fr.) Sacc.

Fusisporium avenaceum Fr.

Maladie

Brûlure de l'épi ou croûte, pourriture de la couronne racinaire et du pied chez le blé.

Distribution

Répandu dans les zones tempérées mais aussi rencontré en partie sous les tropiques humides.

Importance

Pour la culture: Moins agressif et moins important que *F. graminearum* et *F. culmorum*, mais peut provoquer de sérieux dégâts de brûlure en préémergence et sur des jeunes plantules dans les climats plus froids.

Pour la quarantaine: Aucune connue.

Identification



Colonie sur blé (x8)



Colonie sur blé (x32)

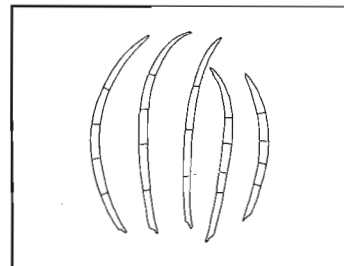


Conidiophores et conidies (x400)



Conidies (x1000)

Indication rapide



Technique de détection

Méthode du papier absorbant avec congélation (voir annexe A)

Références

Booth, C. 1977. *Fusarium Laboratory Guide to the Identification of the Major Species*. CMI, UK.

CMI. 1964. *Descriptions of Pathogenic Fungi and Bacteria No. 25 . Fusarium avenaceum*. CAB, UK.

Nath, R., Neergaard, P. et Mathur, S.B. 1970. Identification of *Fusarium* species on seeds as they occur in blotter test. Proc. Int. Seed Test. Assoc. 35 (1): 121-144.

Zillinsky, F.J. 1983. *Common Diseases of Small Grain Cereals: A Guide to Identification*. CIMMYT, Mexico.

La colonie sur la semence est généralement blanche. Le mycélium est blanc, très fin, type toile d'araignée avec des touffes et teinté de couleur pêche. Il n'y a pas de pigment bleu ou violet. Les masses de spores sont d'un orange brillant voire presque rouge, formant de larges taches sur le mycélium aérien ou parfois en longues rangées sur le grain.

Note: *F. avenaceum* est extrêmement variable en ce qui concerne l'apparence des colonies.

Il n'existe pas de microconidies.

Les macroconidies qui se développent sur des conidiophores simples dans le mycélium aérien sont hyalines, avec 1 à 3 divisions, présentent une cellule basale caractéristique, et mesurent 8-50 x 3-5 µm. Les macroconidies formées sur les conidiophores ramifiés sont hyalines, longues, étroites avec une courbure assez régulière sur toute la longueur, des extrémités pointues, 4 à 7 divisions, une dimension de 40-80 x 3-4 µm, et sont de couleur orange dans la masse.

Les chlamydospores sont absentes dans le mycélium et rarement présentes dans les conidies.

L'existence d'un stade parfait (périthèce) n'est pas confirmée.

Fusarium avenaceum est facilement reconnaissable à ses très longues et très étroites macroconidies arquées, avec en général plus de 3 septas.

La forme de la macroconidie et l'absence de chlamydospore tant au niveau du mycélium que des conidies, le distingue de *F. equiseti* et de *F. culmorum*. *F. equiseti* est le plus proche pour l'aspect mais possède une cellule basale plus préminente.

Note: *F. avenaceum* n'est pas aussi répandu que *F. equiseti* et *F. culmorum*.

Fusarium crookwellense Burgess, Nelson & Toussoun

Maladie

Pourriture de la tige du maïs. Fait partie de la "fusariose" du blé.

Distribution

Afrique du Sud, Australie, Chine, Colombie, Etats-Unis, France, Mexique. Plus abondant dans les régions tempérées à forte pluviosité ou irriguées.

Importance

Pour la culture: A une certaine importance comme il fait partie du complexe "fusariose" mais moins important que *F. graminearum*, *F. culmorum* ou *F. avenaceum*.

Pour la quarantaine: Aucune connue.

Identification

5



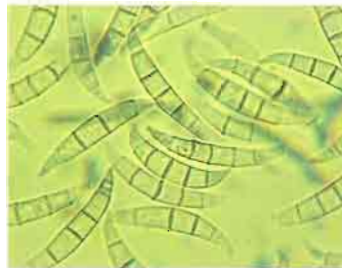
Colonie sur blé (x8)

6



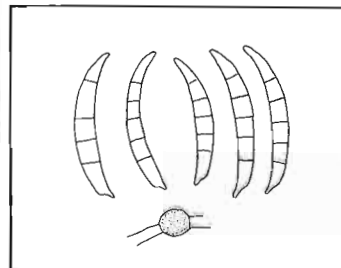
Conidies (x400)

7



Conidies (x1000)

Indication rapide



Technique de détection

Méthode du papier absorbant avec congélation (voir annexe A)

Références

Burgess, L.W., Nelson, P.E. et Toussoun, T.A. 1982. Characterization, geographic distribution and ecology of *Fusarium crookwellense* sp. nov. *Trans. Brit. Mycol. Soc.* 79 (3): 497-505.

Nelson, P.E., Toussoun, T.A. et Marasas, W.F.O. 1983. *Fusarium Species - An Illustrated Manual for Identification*. The Pennsylvania State University Press, USA and London.

La croissance des colonies sur semence est rapide, avec un mycélium aérien dense, d'abord blanc puis bronzé. Des masses de spores orange à rouge brun apparaissent généralement très tôt dans la partie centrale et plus tard dans les autres parties de la colonie.

Les microconidies sont absentes.

Les macroconidies sont hyalines, nettement divisées, avec des parois épaisses, de 3 à 7 septas et inégalement courbes, mesurant 34-54 x 4-7 µm, la cellule basale étant clairement pédicellée. La cellule apicale est nettement courbe et s'effile en une étroite extrémité.

Il peut y avoir des chlamydo-spores; elles sont formées dans les hyphes et dans les macroconidies.

Les macroconidies sont rapidement reconnues par le pied caractéristique de l'extrémité de la cellule basale, et par la cellule terminale à la courbure typique qui s'effile en pointe étroite.

Les macroconidies pourraient être confondues avec *F. culmorum*, *F. graminearum* ou *F. sambucinum*. Les macroconidies sont plus longues mais pas aussi larges que celles de *F. culmorum* ou *F. sambucinum*; elles sont plus courtes et plus courbées que la macroconidie typique de *F. graminearum*. Le pied caractéristique à l'extrémité de la cellule basale est plus évident que celui de *F. culmorum* ou *F. sambucinum*. L'absence d'un petit bout en saillie de la cellule terminale distingue *F. crookwellense* de *F. sambucinum*.

Sur PDA, la culture ressemble à celle de *F. culmorum*.

Fusarium culmorum (W.G. Sm.) Sacc.

Fusisporium culmorum W.G. Smith

Maladie

Brûlure des plantules, pourriture du pied ou des racines et brûlure des épis chez le blé. Pourriture de l'épi ou de la tige chez le maïs.

Distribution

Mondiale.

Importance

Pour la culture : Cause des pertes de rendement significatives en régions humides. Survit mieux aux extrêmes de sécheresse et aux gelées que *F. graminearum*. Pathogène sur les semences de maïs.

Pour la quarantaine : Restrictions au Brésil.

Note : Associé à la production d'une mycotoxine (la zéaralénone) dans les tiges de maïs.

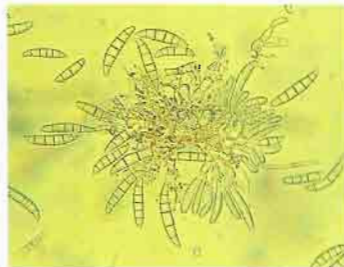
Identification

8



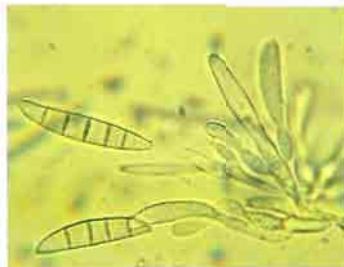
Colonies sur blé (x8)

9



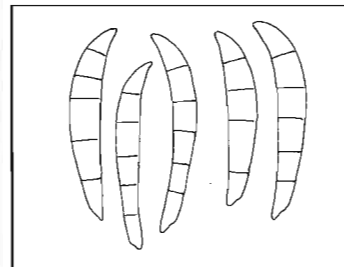
Conidiophores et conidies (x400)

10



Conidiophores et conidies (x1000)

Indication rapide



Technique de détection

Méthode du papier absorbant avec congélation (voir annexe A)

Références

- CMI. 1964. *Descriptions of Pathogenic Fungi and Bacteria No. 26 . Fusarium culmorum*. CAB, UK.
- McGee, D.C. 1988. *Maize Diseases: A Reference Source for Seed Technologists*. APS Press, USA.
- Nath, R., Neergaard, P. et Mathur, S.B. 1970. Identification of *Fusarium* species on seeds as they occur in blotter test. Proc. Int. Seed Test. Assoc. 35 (1): 121-144.
- Nelson, P.E., Toussoun, T.A. et Marasas, W.F.O. 1983. *Fusarium Species - An Illustrated Manual for Identification*. The Pennsylvania State University Press, USA and London.

Les colonies sur semences consistent en un mycélium clairsemé, très ténu, d'abord blanc puis tournant au jaune et finalement au brun ou rouge. Sur la semence comme dans le mycélium, il y a une production abondante de spores, en masses de couleur orange terne à rose blanchâtre. Ces masses de spores varient en taille, sont de forme irrégulière et d'une texture visqueuse.

Il n'y a pas de microconidies et de périthèces.

Les macroconidies sont parfois formées sur les conidiophores produits sur la périphérie du mycélium aérien mais apparaissent plus fréquemment sur des conidiophores vaguement groupés. Les macroconidies sont courtes, épaisses, hyalines, uniformément courbes, un côté étant droit et l'autre courbe, avec une cellule basale bien marquée et une cellule apicale pointue. Les conidies ont généralement 3-5 septas et mesurent 26-40 x 4-6 µm.

Les chlamydo-spores sont ovales à sphériques, avec des parois lisses à rugueuses. On les trouve par intervalles le long des hyphes, isolées, en chaînes, ou en groupes.

Se distingue de *F. avenaceum*, *F. graminearum*, *F. crookwellense* et *F. sambucinum* par ses grosses macroconidies très homogènes, courtes, divisées de manière caractéristique par des parois épaisses.

Note: *F. culmorum* est une des espèces de *Fusarium* sp. la plus stable et uniforme bien que des mutants montrant généralement une pigmentation moins prononcée apparaissent parfois.

Fusarium equiseti (Corda) Sacc.

Selenosporium equiseti Corda

Fusarium scirpi Lamb. & Fautr.

Téléomorphe: *Gibberella intricans* Wollenw.

Maladie

Brûlure des plantules et pourriture racinaire du blé. Pourriture à *Fusarium* de la racine ou de la tige chez le maïs.

Distribution

Mondiale. Plus commun dans les régions tropicales et subtropicales mais s'observe aussi dans les régions tempérées.

Importance

Pour la culture: N'est pas considéré comme un agent pathogène sérieux en céréaliculture.

Pour la quarantaine: Aucune connue.

Note: Associé à la production d'une mycotoxine (la zéaralénone) dans les tiges de maïs.

Identification

11



Colonie sur blé (x8)

12



Colonie sur maïs (x8)

13



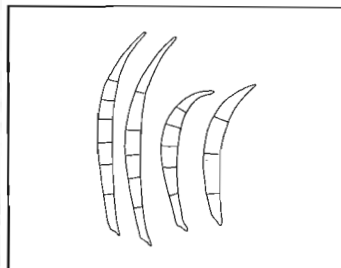
Conidies (x400)

14



Conidies (x1000)

Indication rapide



Technique de détection

Méthode du papier absorbant avec congélation (voir annexe A)

Références

CMI. 1978. *Descriptions of Pathogenic Fungi and Bacteria No. 571 . Fusarium equiseti*. CAB, UK.

Nath, R., Neergaard, P. et Mathur, S.B. 1970. Identification of *Fusarium* species on seeds as they occur in blotter test. Proc. Int. Seed Test. Assoc. 35 (1): 121-144.

McGee, D.C. 1988. *Maize Diseases: A Reference Source for Seed Technologists*. APS Press, USA.

Zillinsky, F.J. 1983. *Common Diseases of Small Grain Cereals: A Guide to Identification*. CIMMYT, Mexico.

La colonie sur semence est initialement blanche avec un mycélium blanc touffu teinté de couleur pêche mais tournant ensuite au beige pour finalement présenter une couleur jaune olive foncé, légèrement brunâtre. Sous ou dans le mycélium, on trouve des masses de spores orange clair à brillant ou parfois brunes, de texture 'sèche'. Dans certains cas, on observe très peu de mycélium sur la semence et les masses de spores s'élèvent de la surface de la graine, en longues rangées continues avec des crêtes et des sillons depuis le bas jusqu'au sommet. Dans d'autres cas, le mycélium est blanc pâle ou orange clair, blanc, pelucheux, entièrement compact, couvrant toute la semence, et se répandant sur le papier absorbant, sans présenter de masses de spores lorsqu'on observe au microscope stéréoscopique. Pourtant dans ce cas, on peut voir des masses de spores oranges à brunes à la surface de la semence en enlevant un peu de mycélium au moyen d'une aiguille.

Les microconidies sont absentes.

Les macroconidies se forment à partir de conidiophores simples ou ramifiés. Les macroconidies sont de dimension variable, hyalines, en forme de faucille, recourbées de manière caractéristique, nettement pédicellées à la base et ont une cellule apicale effilée qui se courbe vers l'intérieur. A maturité, les conidies possèdent 4 - 7 septas minces mais marqués et mesurent 22-60 x 3-6 µm.

Les chlamydo-spores sont isolées, à intervalles le long de l'hyphe, en chaînes ou en noeuds, sphériques avec 7-9 µm de diamètre, des parois épaisses et rugueuses.

Les périthèces sont rares, dispersés au hasard et peu nombreux; ils sont ovales avec une paroi extérieure rugueuse, et ont 200-350 µm de hauteur x 180-240 µm de diamètre.

Les asques sont en forme de massue. Ils contiennent 4-8 ascospores hyalines avec 2-3 cloisons, qui se rétrécissent aux extrémités et mesurent 21-33 x 4-6 µm.

Les caractéristiques diagnostiques de la macroconidie de *F. equiseti* sont les quatre à sept cloisons bien marquées, la cellule terminale très longue, effilée et fortement recourbée (comme un fouet) et la cellule basale bien définie.

Les macroconidies sont plus ou moins de longueur et largeur intermédiaires, entre *F. culmorum* et *F. avenacearum*. Elles peuvent être reconnues par les cellules basale et terminale caractéristiques.

F. equiseti ressemble à *F. semitectum* au point de vue de la morphologie et de la couleur de la colonie. Cependant la forme de la macroconidie produite dans le mycélium aérien et les amas de spores sont caractéristiques.

Fusarium graminearum Schwabe.

Fusarium roseum Link emend. Snyder & Hansen

Téléomorphe: *Gibberella zeae* (Schw.) Petch

Sphaeria zeae Schw.

Maladie

Croûte sur glume, pourriture de la racine et de la couronne racinaire du blé. Brûlure de la plantule et pourriture de la tige et des épis chez le maïs.

Distribution

Mondiale.

Importance

Pour la culture: Spécialement important dans les régions humides. En blé, pertes de rendement significatives résultant de la stérilité des fleurs et du mauvais remplissage du grain. C'est la plus destructive des pourritures de la tige du maïs.

Pour la quarantaine: Restrictions pour l'Egypte.

Identification

15



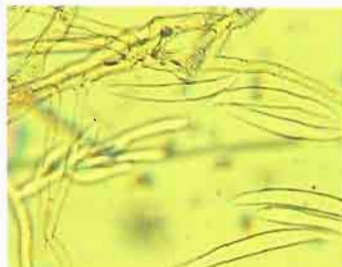
Colonies sur blé (x8)

16



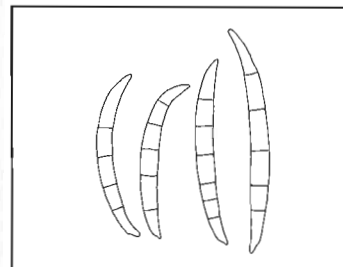
Colonies sur maïs (x8)

17



Conidies (x1000)

Indication rapide



Note: Les mycotoxines, produites par l'agent pathogène, provoquent des pertes économiquement significatives et réduisent la germination du maïs.

Technique de détection

Méthode du papier absorbant avec congélation (voir annexe A)

Références

CMI. 1973. *Descriptions of Pathogenic Fungi and Bacteria No. 384. Gibberella zeae*. CAB, UK.

McGee, D.C. 1988. *Maize Diseases: A Reference Source for Seed Technologists*. APS Press, USA.

Sutton, J.C. 1982. Epidemiology of wheat head blight and maize ear rot caused by *Fusarium graminearum*. *Can. J. Plant Path.* 4:195-209.

Zillinsky, F.J. 1983. *Common Diseases of Small Grain Cereals: A Guide to Identification*. CIMMYT, Mexico.

Les colonies sur semence ont un mycélium abondant, fin, dispersé et sont d'abord blanches, mais deviennent lentement jaunes pour tourner au rouge. Les masses de spores de couleur claire à brun pâle et de taille irrégulière sont sous ou dans le mycélium. Les jeunes masses de spores sont blanc pâle, très visqueuses, de forme et dimension irrégulières.

Note: Les semences de maïs infectées sont de couleur rose à brun rougeâtre.

Les microconidies sont absentes.

Les macroconidies sont produites à partir de conidiophores simples ou peu ramifiés; dans les cultures plus anciennes elles sont formées à partir de conidiophores branchus. Les conidies sont hyalines, droites ou légèrement arquées, avec 3-7 septas, 25-50 x 3-4 µm, une cellule basale en forme de pied bien développée, et une cellule apicale courbe, nettement pointue.

S'il y a des chlamydospores, elles se trouvent à intervalles le long des hyphes. Les chlamydospores sont sphériques, hyalines à brun pâle, seules, en chaînes ou en blocs; elles sont couvertes d'une paroi extérieure lisse ou légèrement rugueuse et mesurent 10-12 µm de diamètre.

Les périthèces, ovales et noir bleuâtres, ont une paroi extérieure rugueuse et mesurent 140-250 µm de diamètre.

Les asques sont en forme de massue, avec un pied court (60-85 x 8-11 µm), et contiennent 8 ascospores hyalines à brun-clair; elles ont 1-3 septas, sont courbées, à bouts ronds et mesurent 19-24 x 3-4 µm.

Les macroconidies sont nettement longues, larges, et à paroi épaisse.

Les macroconidies sont plus longues et proportionnellement plus étroites que celles de *F. culmorum*.

Dans certaines colonies de *F. graminearum*, les conidies ne sont pas produites immédiatement et l'identification lors d'un contrôle phytosanitaire des semences repose sur la reconnaissance des colonies de cet agent pathogène au développement extrêmement rapide. Les colonies peuvent ressembler à celles de *Fusarium culmorum* et *Fusarium crookwellense* mais les colonies de ces deux dernières espèces deviennent beaucoup plus rapidement profondément pigmentées et normalement sporulent librement. La distinction devient plus évidente lorsque les colonies sont plus vieilles. La formation occasionnelle de masses de spores et la formation de périthèces aide à distinguer *F. graminearum* de *F. culmorum* et *F. crookwellense*.

Fusarium moniliforme J.Sheld.

Lisea fujikuroi Sawada

Fusarium verticillioides (Sacc.) Nirenberg

Téléomorphe: *Gibberella fujikuroi* (Sawada) Ito
Gibberella moniliforme Wineland

Maladie

Brûlures des plantules du maïs et très rarement du blé. Pourriture de la tige et des épis chez le maïs.

Distribution

Mondiale. Répandu tant dans les régions tempérées humides et subhumides que dans les zones subtropicales et tropicales.

Importance

Pour la culture: Agent pathogène le plus commun de la pourriture des épis du maïs, provoquant des pertes significatives dans le monde entier par suite du mauvais établissement de la culture.

Pour la quarantaine: Restrictions pour l'Égypte.

Identification

18



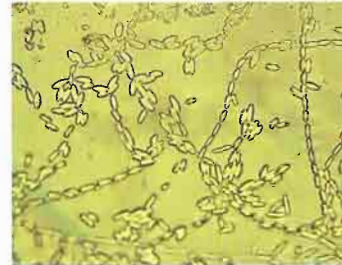
Colonie sur blé (x8)

19



Colonie sur maïs (x8)

20



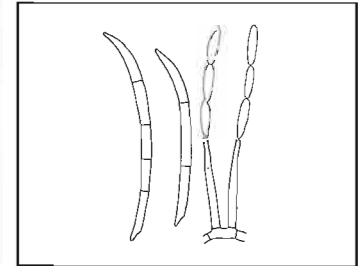
Microconidies (x400)

21



Microconidies et macroconidies (x1000)

Indication rapide



Note: La mycotoxine (la moniliformine) produite par l'agent pathogène est toxique pour l'homme et le bétail lorsque du grain fortement infecté est consommé.

Technique de détection

Méthode du papier absorbant avec congélation (voir annexe A)

Références

CMI. 1964. Descriptions of Pathogenic Fungi and Bacteria No. 22, *Gibberella fujikuroi*. CAB, UK.

Booth, C. 1971. *The Genus Fusarium*. CMI, UK.

McGee, D.C. 1988. *Maize Diseases: A Reference Source for Seed Technologists*. APS Press, USA.

Shurtleff, M.C. 1980. *Compendium of Corn Diseases*. APS Press, USA.

La colonie sur la semence croît rapidement avec un mycélium aérien blanc devenant souvent teinté de pourpre, particulièrement sur papier absorbant. Le mycélium a une apparence poudreuse à cause de la présence de chaînes de microconidies. Des masses de spores de couleur bronzée ou orange, de forme et dimension irrégulières, sont occasionnellement présentes.

Note: Les semences de maïs infectées ont souvent des stries blanches ou sont pourries.

Les microconidies, produites en abondance, sont hyalines, normalement unicellulaires mais parfois bicellulaires, de 5-12 x 1-3 µm, ovales ou en forme de massue, et légèrement aplaties à chaque extrémité.

Les macroconidies apparaissent rarement, sont hyalines, délicates avec des parois minces, de forme variable allant de courbe à presque droite, ont 3-7 septas, 25-60 x 2-4 µm, et une cellule basale en forme de pied.

Les chlamydo-spores ne sont jamais présentes dans le mycélium ou les conidies.

Les périthèces, qui apparaissent rarement, sont sphériques, bleu noir, et ont 250-350 µm de hauteur pour 220-300 µm de diamètre.

Les asques ont une forme ovale à une forme de massue avec 4-8 ascospores.

Les ascospores sont hyalines, droites, la plupart avec un seul septum, et mesurent 4-7 x 12-17 µm.

Les nombreuses microconidies uniformes forment de longues chaînes qui peuvent être aisément observées au microscope à faible grossissement (x100) en utilisant la méthode du papier collant (voir annexe A).

Il n'y a jamais production de chlamydo-spores.

Fusarium oxysporum Schlecht.

Maladie

Aucune.

Distribution

Mondiale.

Importance

Pour la culture: Négligeable; se rencontre surtout comme saprophyte du sol.

Pour la quarantaine: Aucune connue.

Note: *Fusarium oxysporum* a été rapporté comme produisant des toxines.

Technique de détection

Méthode du papier absorbant avec congélation (voir annexe A)

Identification

22



Colonie sur blé (x8)

23



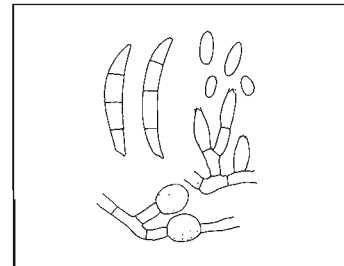
Colonie sur maïs (x8)

24



Conidies (x400)

Indication rapide



Références

Booth, C. 1971. *The Genus Fusarium*. CAB International, UK.

Booth, C. 1977. *Fusarium Laboratory Guide to the Identification of the Major Species*. CMI, UK.

CMI. 1970. *Descriptions of Pathogenic Fungi and Bacteria No. 211. Fusarium oxysporum*. CAB, UK.

Malone, J.P. et Muskett, A.E. 1964. Seed-borne fungi - description of 77 fungus species. *Proc. Int. Seed Test. Assoc.* 29 (2): 179-384.

Nelson, P.E., Toussoun, T.A. et Marasas, W.F.O. 1983. *Fusarium Species - An Illustrated Manual for Identification*. The Pennsylvania State University Press, USA and London.

La colonie sur semence a une croissance modérément rapide et produit une quantité variable de mycélium, initialement blanc, tournant progressivement à la couleur pêche, saumon, gris vineux à pourpre, violet.

Le mycélium des vieilles colonies se feûtre en couches épaisses et se ride parfois.

Les masses de spores sont de couleur blanc crème.

Les microconidies, formées sur des conidiophores courts et ramifiés, sont généralement abondantes, hyalines, unicellulaires, variables, ovales à réniformes et mesurent 5-12 x 2-4 µm.

Les macroconidies, formées sur des conidiophores à la ramification plus élaborée, sont peu fréquentes chez certaines souches.

Les macroconidies sont hyalines, à parois mince, seulement légèrement courbes, effilées aux deux bouts, munies de 3 à 7 septas, avec un apex quelque peu crochu et une cellule en forme de pied à la base; elles mesurent 27-66 x 3-5 µm.

Les chlamydo-spores sont sphériques, à la parois lisse ou rugueuse, généralement seules mais parfois en paires ou en chaînes, situées à intervalles le long de l'hyphe ou sur de courtes branches latérales.

L'existence de stade parfait (périthèce) n'a pas été confirmée.

La présence de chlamydo-spores et de microconidies formées sur des conidiophores courts et ramifiés sont les traits les plus caractéristiques de *F. oxysporum*.

On trouve le plus souvent des macroconidies à 3 septas.

Cette espèce peut être occasionnellement confondue avec *F. moniliforme* si l'existence des macroconidies et chlamydo-spores n'est pas immédiatement évidente. Toutefois, la présence de microconidies variables devrait aider à distinguer *F. oxysporum* de *F. moniliforme*.

Note: *F. oxysporum* est une des espèces de *Fusarium* les plus variables.

Fusarium poae (Peck) Wollenw.

Sporotrichum poae Peck

Fusarium poae (Peck) Wollenw. f. *pallens* Wollenw.

Maladie

Epi argenté ou blanc du blé. Brûlure de l'épi ou pourriture blanche de l'épi chez le maïs.

Distribution

Mondiale mais prédominant dans les régions tempérées.

Importance

Pour la culture: Impact négligeable.

Pour la quarantaine: Aucune connue.

Technique de détection

Méthode du papier absorbant avec congélation (voir annexe A)

Identification

25



Colonies sur blé (x8)

26



Colonies sur maïs (x8)

27



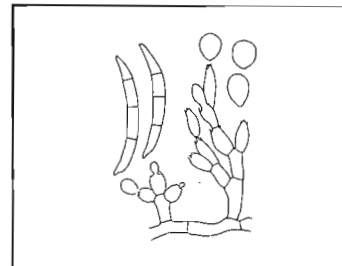
Conidiophores et microconidies (x400)

28



Conidiophores et microconidies (x1000)

Indication rapide



Références

- Booth, C. 1971. *The Genus Fusarium*. Kew, England: CAB International.
- CMI. 1971. *Descriptions of Pathogenic Fungi and Bacteria No. 308 . Fusarium poae*. CAB, UK.
- Malone, J.P. et Muskett, A.E. 1964. Seed-borne fungi - description of 77 fungus species. *Proc. Int. Seed Test. Assoc.* 29 (2): 179-384.
- Nath, R., Neergaard, P. et Mathur, S.B. 1970. Identification of *Fusarium* species on seeds as they occur in blotter test. *Proc. Int. Seed Test. Assoc.* 35 (1): 121-144.
- Nelson, P.E., Toussoun, T.A. et Marasas, W.F.O. 1983. *Fusarium Species - An Illustrated Manual for Identification*. The Pennsylvania State University Press, USA and London.

La colonie sur semence est cotonneuse avec un mycélium fin, blanc, emmêlé, prenant un aspect poudreux lors de la formation des microconidies. Plus tard, le mycélium aérien tourne au brun rougeâtre.

Les masses conidiales sont généralement assez petites mais variables en taille.

N'importe quelle colonie bien développée produit une odeur fruitée très caractéristique.

Les microconidies, en forme de balles visqueuses sont hyalines, sphériques (7-10 µm de diamètre), ou piriformes (8-12 x 7-10 µm), et le plus souvent unicellulaires mais occasionnellement bicellulaires (10-14 x 6-7 µm).

Les macroconidies sont généralement rares, hyalines, typiquement effilées vers les extrémités, légèrement plus larges au dessus de la cloison médiane, ont une cellule basale en forme de pied, 3 septas à maturité, et mesurent 20-40 x 3-5 µm.

Les chlamydospores se rencontrent rarement et peuvent être en blocs ou en chaînes.

La caractéristique la plus typique de *F. poae* est l'abondante production de microconidies sphériques à ovales.

Toutefois, il peut être facilement identifié au microscope stéréoscopique, s'il se présente en colonie pure sur la semence. Dans les colonies bien développées, il existe un mycélium abondant et lâche; les masses de microconidies sont arrangées irrégulièrement le long des hyphes donnant à la colonie une apparence très rugueuse. De telles colonies bien développées ont une apparence blanc mat ou d'un léger rose clair.

Fusarium sambucinum Fuckel.

Téléomorphe: *Gibberella pulicaris* (Fr.) Sacc.

Maladie

Pourriture de la racine et de la plantule chez le blé.

Distribution

Commun dans les régions tempérées du nord et de la méditerranéenne; Afrique, Amérique du nord, Asie et Europe.

Importance

Pour la culture: Importance relativement mineure.

Pour la quarantaine: Aucune connue.

Technique de détection

Méthode du papier absorbant avec congélation (voir annexe A)

Identification

29



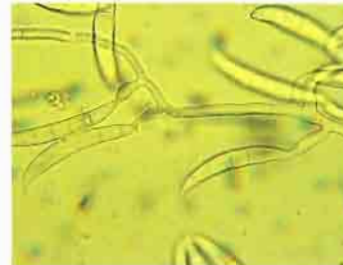
Colonie sur blé (x8)

30



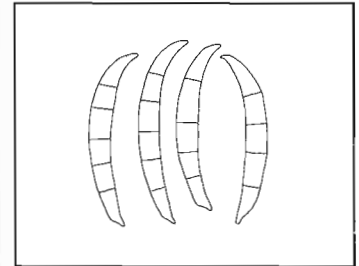
Conidies (x400)

31



Conidiophore et conidies (x1000)

Indication rapide



Références

CMI. 1973. *Descriptions of Pathogenic Fungi and Bacteria No. 385. Gibberella pulicaris*. CAB, UK.

Booth, C. 1971. *The Genus Fusarium*. CMI, UK.

Booth, C. 1977. *Fusarium Laboratory Guide to the Identification of the Major Species*. CMI, UK.

Nelson, P.E., Toussoun, T.A. et Marasas, W.F.O. 1983. *Fusarium Species - An Illustrated Manual for Identification*. The Pennsylvania State University Press, USA and London.

La colonie sur semence est de couleur pêche à orange ou jaune légèrement brunâtre, et pour certains isolats, de couleur vineuse à brun rougeâtre.

Le mycélium aérien montre des groupes cotonneux blancs ou des touffes teintées de rose.

Les microconidies sont généralement absentes.

Les macroconidies sont d'abord produites à partir de conidiophores situés dans le mycélium aérien et plus tard à partir d'un agglomérat de conidiophores en forme de coussin. Les macroconidies mesurent 35-55 x 4-6 μm , sont hyalines, arquées, avec une cellule apicale pointue et une cellule basale bien développée et 3-5 septas.

Les chlamydospores se forment rarement. Ce sont des cellules simples, sphériques, avec 6-11 μm de diamètre, situées soit à intervalles le long des hyphes, en position terminale sur des ramifications latérales courtes, soit dans les cellules des macroconidies, ou encore se forment plus tard en chaînes ou en agglomérats.

Les périthèces ont une forme de poire inversée à sphérique et 180-200 μm de diamètre. Les asques ont une forme de massue, une paroi fine, un apex légèrement plus épais (70-110 x 11-16 μm). Ils contiennent 6-8 ascospores arquées en forme de fuseau, portant une légère constriction au niveau de 3 septas et mesurant 20-28 x 6-9 μm .

La caractéristique la plus marquante de *F. sambucinum* est la forme de la macroconidie dont la cellule apicale a l'apparence d'un "bec d'oiseau" reconnaissable.

Les macroconidies ressemblent à celles de *F. culmorum* pour la longueur mais elles sont plus fines et la constriction et/ou la courbure de la cellule apicale est plus prononcée.

La longueur inférieure des macroconidies et la présence, sur la cellule apicale, d'une extrémité en saillie permet de distinguer ces macroconidies de celles de *F. crookwellense*.

Fusarium tricinctum (Corda) Sacc.

Selenosporium tricinctum Corda

Fusarium citrifforme Jamalainen

Maladie

Pourriture par *Fusarium* de la tige et de la racine du maïs.

Distribution

Mondiale mais plus commun dans les régions tempérées.

Importance

Pour la culture: Négligeable.

Pour la quarantaine: Aucune connue.

Note: Cet agent pathogène a été rapporté comme produisant de la toxine.

Technique de détection

Méthode du papier absorbant avec congélation (voir annexe A)

Identification

32



Colonie sur blé (x8)

33



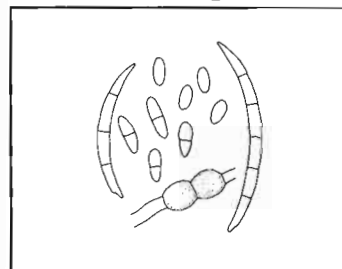
Conidiophores et microconidies (x400)

34



Microconidies (x1000)

Indication rapide



Références

Booth, C. 1971. *The Genus Fusarium*. CMI, UK.

Booth, C. 1977. *Fusarium Laboratory Guide to the Identification of the Major Species*. CMI, UK.

McGee, D.C. 1988. *Maize Diseases: A Reference Source for Seed Technologists*. APS Press, USA.

Nelson, P.E., Toussoun, T.A. et Marasas, W.F.O. 1983. *Fusarium Species - An Illustrated Manual for Identification*. The Pennsylvania State University Press, USA and London.

La croissance de la colonie sur semence est rapide et le mycélium aérien blanc est clairsemé à dense, avec des masses de spores oranges apparaissant lorsque la culture vieillit.

Les microconidies sont formées d'abord à partir de conidiophores latéraux simples et plus tard à partir de conidiophores fortement ramifiés. Les microconidies sont hyalines, abondantes, en forme de citron à piriformes ou en forme de fuseau, avec 0-1 septum, et souvent une cellule servant de pied à la base. Elles mesurent 7-11 x 4-8 μm s'il n'y a pas de septum et 10-16 x 4-6 μm s'il y en a un.

Les macroconidies qui mesurent 26-53 x 3-5 μm , sont abondantes, hyalines et ordinairement produites sous forme de masses de spores de couleur pâle à orange; elles sont en forme de faucille ou plus fortement arquées, avec une cellule basale bien marquée et ont 3-5 septas.

Il y a des chlamydospores sphériques (10-12 μm), solitaires ou en chaînes, qui sont formés à intervalles le long des hyphes,.

Le stade parfait est inconnu.

Les traits les plus distinctifs sont l'abondance des microconidies qui sont soit en forme de citron à piriformes soit larges au milieu et étroites sur les extrémités. La forme des microconidies permet de séparer *F. tricinctum* de *F. poae*.

Microdochium dimerum (Penz.) v. Arx

Fusarium dimerum Penz.

Fusarium episphaeria (Tode) Snyder & Hansen

Fusarium aquaeductuum (Radlk. & Rabh.) Lagerh. var. *dimerum* (Penz.) Raillo

Maladie

Maladie du pied chez le blé d'hiver.

Distribution

Mondiale.

Importance

Pour la culture: Impact mineur.

Pour la quarantaine: Aucune connue.

Technique de détection

Méthode du papier absorbant avec congélation (voir annexe A)

Identification

35



Colonie sur blé (x8)

36



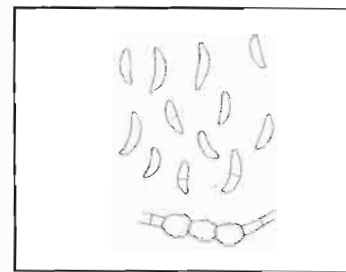
Conodies (x400)

37



Conidiophores et conodies (x1000)

Indication rapide



Références

Booth, C. 1971. *The Genus Fusarium*. CAB, UK.

Booth, C. 1977. *Fusarium Laboratory Guide to the Identification of the Major Species*. CMI, UK.

Nath, R., Neergaard, P. et Mathur, S.B. 1970. Identification of *Fusarium* species on seeds as they occur in blotter test. Proc. Int. Seed Test. Assoc. 35 (1): 121-144.

Nelson, P.E., Toussoun, T.A. et Marasas, W.F.O. 1983. *Fusarium Species - An Illustrated Manual for Identification*. The Pennsylvania State University Press, USA and London.

La colonie sur semence consiste en de petites masses de spores isolées, ovales à circulaires à la surface de la graine. Elles vont d'une couleur orange mat à orange brillant ou parfois rose pâle et sont généralement lisses. Lorsque l'infection sur semence est sévère, elles coalescent pour former des masses de spores plus grosses et visqueuses qui couvrent toute la graine. Dans la plupart des cas, il y a peu de mycélium, seulement sous forme de quelques brins d'hyphes.

Les conidies ont une forme de croissant et sont normalement non cloisonnées. Cependant elles présentent parfois une cloison centrale, la cellule terminale étant alors plus large ou peuvent encore avoir deux septas. La cellule apicale peut être crochue, la cellule basale étant émoussée ou légèrement crantée.

Les conidies mesurent: s'il n'y a pas de septum, 6-11 x 2-3 µm; s'il y a 1-2 septas, 10-22 x 3-4 µm. Les conidies sont hyalines lorsqu'elles sont isolées mais rose saumon lorsqu'elles sont produites en masse.

Les chlamydo-spores sont sphériques ou ovales, à paroi lisse, avec 8-12 µm de diamètre, elles se forment à intervalles le long des hyphes, solitaires ou en chaînes.

Il y a formation de sclérotés.

Le stade parfait est inconnu.

M. dimerum possède les caractéristiques particulières suivantes:

des conidies très petites, en forme de croissant, ordinairement non septées.

des masses de spores qui coalescent pour former des masses conidiales plus grosses et visqueuses.

des colonies possédant un mycélium très épars.

Alors que la forme des macroconidies peut ressembler à celle de *M. nivale*, les macroconidies de *M. dimerum* sont plus petites. Bien plus, l'apparence des colonies est très différente; *M. dimerum* croît plus lentement que *M. nivale* et est capable de produire des chlamydo-spores.

Microdochium nivale (Fr.) Samuels & Hallett

Fusarium nivale Ces. ex Berl. & Vogl.

Téléomorphe: *Monographella nivalis* (Schaffn.) E. Müller

Maladie

Fonte de semis, pourriture racinaire et parfois brûlure de l'épi de blé.

Distribution

Europe, ancienne URSS, Japon, Australie, Nouvelle Zélande, Nord-est et Nord-ouest des Etats Unis, Canada, Inde et Afrique de l'Ouest.

Importance

Pour la culture: Un agent pathogène important du blé, spécialement dans les régions tempérées où il peut provoquer une perte totale du blé d'hiver.

Pour la quarantaine: Restrictions au Brésil et dans d'autres régions.

Note: Rapporté comme produisant de la toxine.

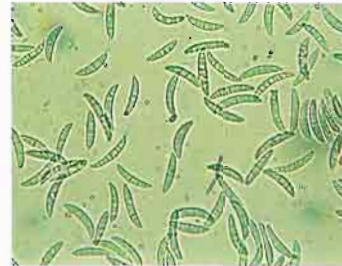
Identification

38



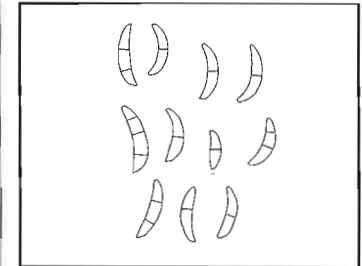
Colonie sur riz (x8)

39



Conidies (x400)

Indication rapide



Technique de détection

Méthode du papier absorbant avec congélation (voir annexe A)

Références

CMI. 1971. *Descriptions of Pathogenic Fungi and Bacteria No. 309. Micronectriella nivalis*. CAB, UK.

Nath, R., Neergaard, P. et Mathur, S.B. 1970. Identification of *Fusarium* species on seeds as they occur in blotter test. Proc. Int. Seed Test. Assoc. 35 (1): 121-144.

Wiese, M.V. 1977. *Compendium of Wheat Diseases*. APS Press, USA.

Zillinsky, F.J. 1983. *Common Diseases of Small Grain Cereals: A Guide to Identification*. CIMMYT, Mexico.

Les colonies sont de couleur blanche à pêche pâle - abricot avec un mycélium épars, cotonneux ou feutré. La colonie sur semence a un mycélium très lâche, parsemé de nombreuses masses de spores oranges de forme et taille irrégulières. Le mycélium apparaît légèrement rosâtre suite au développement de masses de spores le long des hyphes. Les masses de spores ont un aspect circulaire, sont lisses et plutôt "sèches".

Les conidies sont hyalines, courtes, courbées, avec une tête pointue et une base en forme de coin aplati; elles ont 1-3 septas mais ordinairement un seul et mesurent 10-30 x 2-5 µm.

Il n'y a pas de chlamydo-spores.

Les périthèces sont d'abord blancs, mais deviennent roses et finalement gris noirs. Ils sont ovales à sphériques et mesurent 100-150 x 120-180 µm.

Les ascques sont hyalins, en forme de massue, ou occasionnellement cylindriques, avec une paroi fine; ils mesurent 6-9 x 60-70 µm et contiennent normalement 6 à 8 ascospores.

Les ascospores à maturité sont hyalines, de forme courbe ovale, ont de 2 à 4 cellules et mesurent 3-5 x 10-17 µm.

M. nivalis est immédiatement identifiable par ses conidies à 1-3 septas, courtes et arquées, effilées aux extrémités et possédant des cellules basales peu marquées.

M. nivalis se distingue de *M. dimerum* par ce qui suit:

Un mycélium généralement plus abondant que chez *M. dimerum*. Un mycélium rosâtre suite à la production de masses de spores le long des hyphes, tandis que celui de *M. dimerum* est blanc.

Les masses de spores de *M. nivalis* sont circulaires, lisses et plutôt "sèches" alors que celles de *M. dimerum* sont plates, visqueuses et de forme très irrégulière.

Les conidies de *M. nivalis* sont plus longues et toujours cloisonnées.

M. nivalis ne produit pas de chlamydo-spores.

M. nivalis a une croissance et une sporulation optimales à des températures de 18°C ou moins.

Bipolaris cynodontis (Marig.) Shoem.

Helminthosporium cynodontis Marignoni

Drechslera cynodontis (Marig.) Subram. & Jain

Téléomorphe: *Cochliobolus cynodontis* Nelson

Maladie

Brûlure foliaire du maïs.

Distribution

Mondiale.

Importance

Pour la culture: Importance mineure.

Problème parfois sérieux sur maïs seulement. Provoque des lésions brun foncé, ainsi que le dessèchement et la décoloration des feuilles.

Pour la quarantaine: Aucune connue.

Technique de détection

Méthode du papier absorbant avec congélation (voir annexe A)

Identification

40



Colonie sur blé (x8)

41



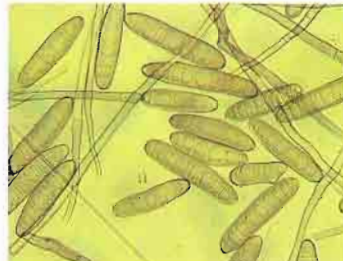
Colonie sur maïs (x8)

42



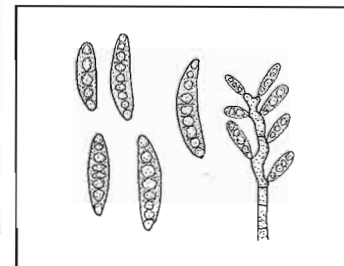
Conidiophores et conidies (x 32)

43



Conidies (x400)

Indication rapide



Références

CMI. 1990. *Descriptions of Pathogenic Fungi and Bacteria No. 1001. Cochliobolus cynodontis*. CABI, UK.

Chidambaram, P., Mathur, S.B., et Neergaard, P. 1973. Identification of seed-borne *Drechslera* species. *Friesia* 10: 165-207.

Nelson, R.R. 1964. The perfect stage of *Helminthosporium cynodontis*. *Mycologia* 56: 64-69.

La colonie sur semence croît assez rapidement et a une apparence grise; elle se caractérise par le mycélium aérien et blanc peu abondant et par le grand nombre de conidiophores qui apparaissent à la surface de la semence ou du papier absorbant.

Les conidiophores sont séparés ou en petits groupes, courts, droits ou légèrement courbés, de couleur brun pâle à brun moyen, lisses, cylindriques, cloisonnés avec jusque 170 μm de long et 5-7 μm d'épaisseur.

Les conidies sont le plus souvent légèrement courbes, parfois presque cylindriques, ordinairement plus larges vers le milieu et effilées vers les extrémités arrondies; de couleur brun pâle à brun moyen doré, lisses, avec une cicatrice foncée à l'intérieur de la cellule basale et 3-9 septas (fréquemment 7-8), elles mesurent 30-75 x 10-16 μm .

Les pseudothèces sont noirs, sphériques ou ovales, avec 280-460 x 230-400 μm et sont munis d'un bec en forme de cône inversé (de 30-90 μm de long).

Les asques sont cylindriques tendant à présenter une forme de massue, avec une tige courte, mesurent de 140-210 x 16-28 μm et contiennent 1-8 ascospores.

Les ascospores sont minces et en forme de filament, incolores, avec 3-9 septas, de 160-320 x 5-10 μm et sont fortement enroulées dans l'asque.

Les conidies sont droites ou légèrement courbes, plus larges vers le milieu avec des extrémités rondes; il y a une cicatrice foncée à l'intérieur de la cellule basale et 3-9 septas.

Note: La germination des conidies se fait à partir des deux extrémités mais les cellules terminales se gonflent parfois pour former une vésicule plus ou moins sphérique, à la paroi fine, de laquelle les tubes germinatifs peuvent partir.

Bipolaris hawaiiensis (M.B. Ellis) Uchida & Aragaki

Helminthosporium hawaiiense Bugnicourt

Drechslera hawaiiensis (Bugnicourt) Subram. & Jain

Téléomorphe: *Cochliobolus hawaiiensis* Alcorn

Maladie

Tache foliaire du maïs.

Distribution

Mondiale.

Importance

Pour la culture: Importance négligeable. Est apparu comme une maladie mineure durant une enquête en Inde.

Pour la quarantaine: Aucune connue.

Technique de détection

Méthode du papier absorbant avec congélation (voir annexe A)

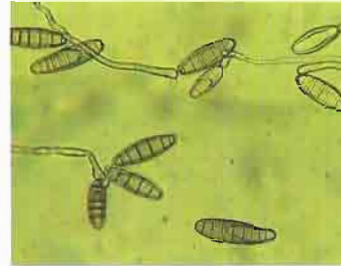
Identification

44



Colonie sur maïs (x8)

45



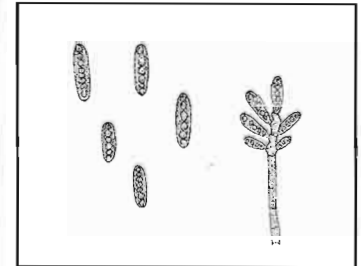
Conidiophores et conidies (x400)

46



Conidies (x400)

Indication rapide



Références

Chidambaram, P., Mathur, S.B. et Neergaard, P. 1973. Identification of seed-borne *Drechslera* species. *Friesia* 10: 165-207.

CMI. 1982. *Descriptions of Pathogenic Fungi and Bacteria No. 728. Cochliobolus hawaiiensis*. CAB, UK.

Ellis, M.B. 1971. *Dematiaceous Hyphomycetes*. CMI, UK.

McGee, D.C. 1988. *Maize Diseases: A Reference Source for Seed Technologists*. APS Press, USA.

Misra, A.P. et Singh, T.B. 1971. Two new leaf spot diseases of maize in India. *Indian Phytopathology* 24:406-407.

La colonie sur semence se propage de manière peu consistante et est de couleur noir à gris sombre, tendant sur le brun.

Les conidiophores sont courts avec les conidies portées en groupes vers l'extrémité.

Les conidiophores sont solitaires, courbés alternativement dans les deux sens, avec des divisions, de couleur brune et mesurent jusqu'à 120 µm de long et 2-7 µm d'épaisseur.

Les conidies sont droites, oblongues ou cylindriques, arrondies aux extrémités, brun pâle à brun moyen avec 2-7 septas (le plus souvent 5), et mesurent 12-37 x 5-11 µm.

Les pseudothèces sont sphériques avec une ostiole longue et cylindrique; ils ont un diamètre de 200-400 µm.

Les asques sont cylindriques ou en forme de massue cylindrique, d'une taille de 125-205 x 10-18 µm et contiennent 1-8 ascospores.

Les ascospores sont effilées et filiformes, incolores, et se terminent par une pointe acérée; faiblement entortillées à l'intérieur de l'asque, elles mesurent 85-190 x 2-6 µm, ont 4-15 septas et sont entourées d'une fine gaine glaireuse transparente.

Les conidies sont petites, cylindriques, effilées, claires à foncées, en forme de cigare avec minimum 4 septas; elles se forment en groupes vers l'extrémité du conidiophore, pointant dans différentes directions.

La croissance de la colonie sur la semence est similaire à celle de *B. spiciferum* mais avec des conidiophores plus courts.

Bipolaris maydis (Nisikado & Miyake) Shoem.

Helminthosporium maydis Nisikado & Miyake

Drechslera maydis (Nisikado & Miyake) Subram. & Jain

Téléomorphe: *Cochliobolus heterostrophus* (Drechsler) Drechsler

Maladie

Brûlure foliaire "du sud", chez le maïs.

Distribution

Mondiale mais avec une prédominance sous les tropiques et les régions subtropicales.

Importance

Pour la culture: Epidémies de cette maladie aux Etats Unis dans les années 1970.

Pour la quarantaine: Beaucoup de pays font des restrictions y compris la Malaisie. Le germplasmе comportant du cytoplasme mâle stérile T est également souvent l'objet de restrictions.

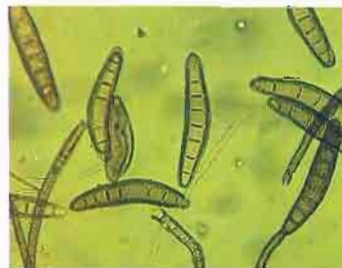
Identification

47



Colonie sur maïs (x8)

48



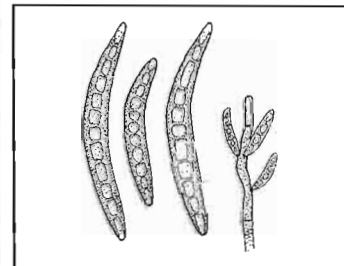
Conidiophore et conidies (x400)

49



Conidies (x400)

Indication rapide



Technique de détection

Méthode du papier absorbant avec congélation (voir annexe A)

Références

CMI. 1971. *Descriptions of Pathogenic Fungi and Bacteria No. 301. Cochliobolus heterostrophus*. CAB, UK.

McGee, D.C. 1988. *Maize Diseases: A Reference Source for Seed Technologists*. APS, USA.

Singh, D.V., Mathur, S.B. et Neergaard, P. 1974. Seed health testing of maize. Evaluation of testing techniques, with special reference to *Drechslera maydis*. *Seed Sci. & Technol.* 2: 349-365.

Shurtleff, M.C. 1980. *Compendium of Corn Diseases*. APS Press, USA.

La colonie sur les semences est de couleur brun doré, pâle à moyennement foncée, accompagnée d'un peu de mycélium aérien blanc et modérément dense.

Note: Une moisissure noire étriquée peut couvrir les grains de maïs affectés à même l'épi et peut réduire le pouvoir germinatif de la semence.

Les conidiophores sont de couleur brun moyen à foncé, de taille moyenne à longue, généralement longs, minces, droits ou courbes, séparés ou en groupe de 2 ou 3; pâles près de l'apex et lisses, ils mesurent jusqu'à 700 µm de long et 5-10 µm d'épaisseur, portant des conidies à intervalles assez espacés.

Les conidies sont nettement courbes, larges vers le milieu, nettement effilées près des extrémités arrondies, de couleur brun doré pâle à foncé moyen, lisses, avec 5-11 septas, le plus souvent d'une taille de 70-160 µm de long et 15-20 µm d'épaisseur dans la partie la plus large; leur point d'attache est foncé, souvent plat et de 3-5 µm de largeur.

Les pseudothèces apparaissent rarement en conditions naturelles; ils contiennent des ascques comprenant quatre ascospores lisses (6-7 x 130-340 µm), filiformes, avec 5-9 septas, qui sont arrangées en serpents parallèles.

Les conidies sont brun clair, minces, typiquement courbes et effilées près des deux bouts. La courbure est plus prononcée que dans n'importe quelle autre espèce voisine.

Les conidiophores sont généralement longs, minces, courbés dans un sens puis dans l'autre, et portent des conidies à intervalles importants.

Bipolaris sorokiniana (Sacc.) Shoem.

Helminthosporium sativum Pammel, King & Bakke

Drechslera sorokiniana (Sacc.) Subram. & Jain

Helminthosporium californicum Mackie & Paxton

Helminthosporium sorokinianum Sacc.

Helminthosporium acrothecioides Lindfors

Téléomorphe:

Cochliobolus sativus (Ito & Kurib.) Drechsler ex Dastur

Ophiobolus sativus Ito & Kurib.

Maladie

Point noir, brûlure de la plantule, pourriture commune de la racine, helminthosporiose (*spot blotch*) chez les céréales des régions tempérées. Pourriture racinaire à *H. sativum* chez le maïs.

Distribution

Mondiale.

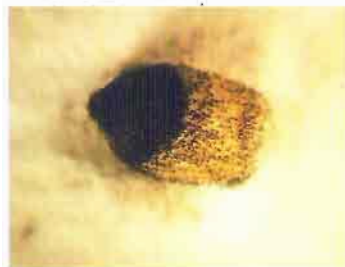
Importance

Pour la culture: Maladie très importante du blé et d'autres céréales de culture en milieu tempéré. Pas d'importance économique en ce qui concerne le maïs.

Pour la quarantaine: Aucune connue.

Identification

50



Colonie sur blé (x8)

51



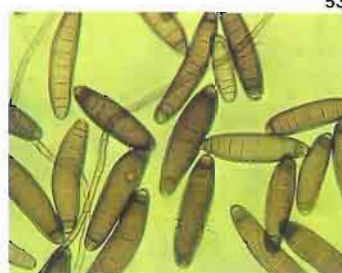
Colonie sur maïs (x8)

52



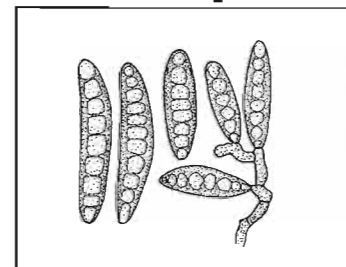
Conidies (x64)

53



Conidies (x400)

Indication rapide



Technique de détection

Méthode du papier absorbant avec congélation (voir annexe A)

Références

Chidambaram, P., Mathur, S.B. et Neergaard, P. 1973. Identification of seed-borne *Drechslera* species. *Friesia* 10: 165-207.

CMI. 1981. *Descriptions of Pathogenic Fungi and Bacteria No. 701. Cochliobolus sativus*. CAB, UK.

McGee, D.C. 1988. *Maize Diseases: A Reference Source for Seed Technologists*. APS Press, USA.

Zillinsky, F.J. 1983. *Common Diseases of Small Grain Cereals: A Guide to Identification*. CIMMYT, Mexico.

La colonie sur semence est de couleur brillante brun foncé à noir, composée principalement de masses denses de conidiophores et de conidies.

Les conidiophores sont de couleur brun pâle à brun foncé, courts, dressés, la plupart du temps seuls, séparés ou en petits groupes, droits ou courbés de façon alternée, avec jusqu'à 220 µm de long, 6-10 µm d'épaisseur et portant 1-6 conidies, à courte distance l'une de l'autre, dans la moitié supérieure.

Les conidies sont courbes à droites, de couleur brun olive foncé, lisses, plus larges vers le milieu, avec les extrémités arrondies, une cicatrice nette sur la cellule basale, la partie terminale des cellules finales étant presque hyaline. Les conidies ont 3-12 septas (le plus souvent 6-10) et mesurent 40-120 x 17-28 µm.

Les pseudothèces sont bruns à noir, en forme de bouteille, avec jusqu'à 530 µm de large avec une ostiole saillante de 80-110 µm de long.

Les asques sont de forme cylindrique à en forme de massue, contiennent 1-8 spores et mesurent 110-230 x 30-45 µm.

Les ascospores sont minces et filiformes, hyalines à brun clair, avec 6-13 septas et mesurent 160-360 x 6-9 µm.

Les conidies ont une apparence noire et brillante au microscope avec un petit grossissement mais avec un grossissement supérieur elles apparaissent brun olive sombre. Les conidies sont grandes, avec une paroi épaisse, ont typiquement de 5 à 9 cellules, peuvent être droites ou légèrement courbes, et ont une forme caractéristique un peu semblable à un tonneau.

Bipolaris spicifera (Bainier) Subram.

Helminthosporium spiciferum (Bainier) Nicot

Helminthosporium tetramera McKinney

Curvularia spicifera (Bainier) Boedijn

Téléomorphe: *Cochliobolus spicifer* Nelson

Maladie

Piétin chez le blé d'hiver.

Tache foliaire chez le maïs.

Tache foliaire chez le blé et l'orge.

Distribution

Mondiale et très commune dans les régions tropicales et subtropicales.

Importance

Pour la culture: Impact considéré comme négligeable.

Pour la quarantaine: Aucune connue.

Technique de détection

Méthode du papier absorbant avec congélation (voir annexe A)

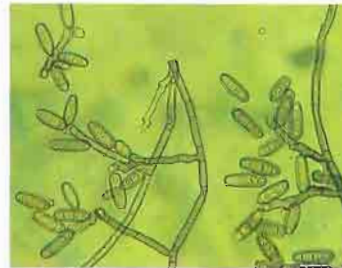
Identification

54



Colonie sur blé (x8)

55



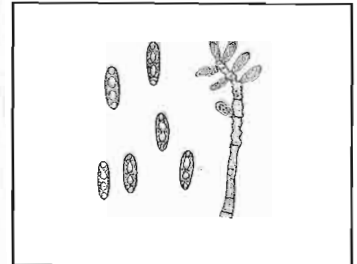
Conidiophores et conidies (x400)

56



Conidies (x400)

Indication rapide



Références

McGee, D.G. 1988. *Maize Diseases: A Reference Source for Seed Technologists*. APS Press, USA.

Ellis, M.B. 1971. *Dematiaceous Hyphomycetes*. CMI, UK.

Zillinsky, F.J. 1983. *Common Diseases of Small Grain Cereals*. CIMMYT, Mexico, D.F.

La colonie sur semence est brune, grise ou noire, velue, cotonneuse ou en forme de coussin, et s'étend vaguement avec d'abondants conidiophores brunâtres, seules ou en groupes de 2 ou 3. Beaucoup de petites conidies sont produites à intervalles très courts, ce qui donne une apparence de brosse à bouteille.

Les colonies ressemblent fortement à celles de *Curvularia* spp.

Les conidiophores sont bruns, courbés, avec des cicatrices nettes et nombreuses ce qui leur donne une apparence irrégulière en zigzag.

Les conidies sont courtes, typiquement avec 3 septas, de couleur brun clair à brun foncé, ovales, courbes à droites avec bouts arrondis, et mesurent 20-40 x 9-14 μm . Les conidies sont de couleur plus claires près des cellules terminales.

Les ascocarpes sont noirs, sphériques à ovales, avec 460-710 x 350-650 μm , un col en forme de cône inversé et une ostiole.

Les asques sont cylindriques à en forme de massue, droits à légèrement courbés, avec 1-8 spores et mesurent 130-160 x 12-20 μm .

Les ascospores sont parallèles à étroitement enroulées dans l'asque, filiformes, quelque peu effilées sur les bouts, avec 6 à 16 septas, hyalines, et mesurent 135-240 x 3-7 μm .

Sous microscope à dissection, les conidies apparaissent comme agglomérées sur une certaine longueur des conidiophores, donnant une apparence de brosse à biberon.

Les conidies sont très petites avec typiquement 3 septas, presque cylindriques et de taille plus ou moins uniforme; les dernières cellules ont des zones pratiquement hyalines près de l'extrémité terminale.

Bipolaris victoriae (Meehan & Murphy) Shoem.

Helminthosporium victoriae Meehan & Murphy

Drechslera victoriae (Meehan & Murphy) Subram. & Jain

Téléomorphe: *Cochliobolus victoriae* Nelson

Maladie

Tache foliaire chez le blé. Brûlure à *Helminthosporium victoriae* de l'avoine.

Distribution

Amérique du Nord, Australie, Europe.

Importance

Pour la culture: Négligeable sur blé.
Aucune sur maïs.

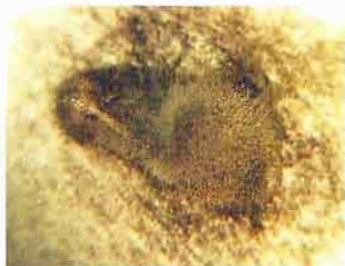
Au niveau quarantaine: Restrictions par le IAPSC (Afrique) sur la liste A1 (absence dans la région).

Technique de détection

Méthode du papier absorbant avec congélation (voir annexe A)

Identification

57



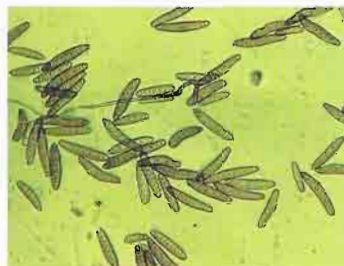
Colonie sur blé (x8)

58



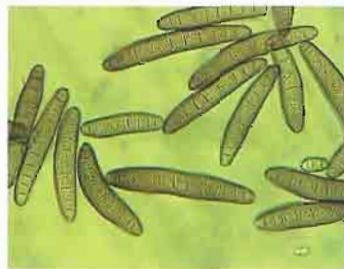
Colonie sur papier absorbant (x64)

59



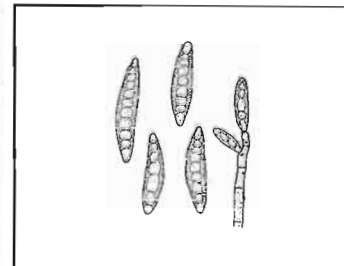
Conidies (x160)

60



Conidies (x400)

Indication rapide



Références

Chidambaram, P., Mathur, S.B. et Neergaard, P. 1973. Identification of seed-borne *Drechslera* species. *Friesia* 10: 165-207.

Ellis, M.B. 1971. *Dematiaceous Hyphomycetes*. CMI, UK.

La colonie sur semence est brun noir brillant et composée en grande partie de masses denses de conidiophores et de conidies. La croissance est assez rapide et s'étend sur le papier absorbant qui l'entoure.

Les conidiophores sont séparés ou en groupes, droits ou courbés de façon alternée, de couleur brun pâle à brun moyen; ils mesurent jusqu'à 250 µm de long et 6-10 µm d'épaisseur.

Les conidies sont minces, faiblement courbes, étroites près des bouts ou en forme de massue, de couleur brun or clair, lisses, avec 4-11 septas, et mesurent 40-120 x 12-19 µm.

Les ascocarpes sont sphériques à ovales, mesurant 225-430 x 210-370 µm, avec des poils rigides sur la moitié supérieure, un col en forme de cône inversé de 30-170 µm de long et une ostiole.

Les asques sont cylindriques à en forme de massue, avec une courte tige, une double paroi, 1-8 spores et mesurent 98-207 x 20-39 µm.

Les ascospores sont filiformes, hyalines, quelque peu effilées sur les bouts avec 5-9 septas; elles sont enroulées dans l'asque, et mesurent 147-302 x 6-13 µm.

Les caractéristiques de croissance sur semence sont très similaires à celles de *H. sativum* mis à part que les conidies de *B. victoriae* sont de couleur un peu plus claire, minces et légèrement courbes.

Bipolaris zeicola (Stout) Shoem.

Helminthosporium carbonum Ullstrup

Drechslera zeicola (Stout) Subram. & Jain

Téléomorphe: *Cochliobolus carbonum* Nelson

Maladie

Pourriture noire de l'épi; tache foliaire à *Helminthosporium carbonum*; tache foliaire "du nord"; tache foliaire du maïs à *Helminthosporium*.

Distribution

Mondiale.

Importance

Pour la culture: Maladie mineure quoique trouvée communément sur les tiges et les feuilles. Les pourritures de l'épi sont rencontrées seulement occasionnellement. Les températures modérées et une humidité relative élevée favorisent la maladie.

Pour la quarantaine: Restrictions pour l'Indonésie, l'Égypte, le Chili et par la NEPP0 (Proche Orient) sur la liste A1 (absence dans la région); par l'EPPO (Europe) et le IAPSC (Afrique) sur la liste A2 (présence dans une

partie de la région) important au niveau de la quarantaine régionale.

Identification

61



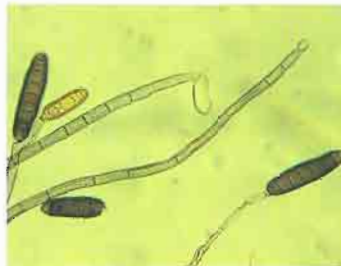
Colonie sur maïs (x8)

62



Colonie sur maïs (x64)

63



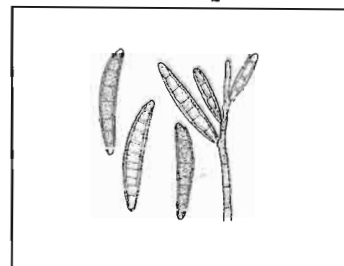
Conidiophores et conidies (x400)

64



Conidies (x400)

Indication rapide



Technique de détection

Méthode du papier absorbant avec congélation (voir annexe A)

Références

CMI. 1972. *Descriptions of Pathogenic Fungi and Bacteria No. 349. Cochliobolus carbonum*. CAB, UK.

Ellis, M.B. 1971. *Dematiaceous Hyphomycetes*. CMI, UK.

McGee, D.C. 1988. *Maize Diseases: A Reference Source for Seed Technologists*. APS Press, USA.

Shurtleff, M.C. 1980. *Compendium of Corn Diseases*. APS Press, USA.

La colonie sur semence est souvent profondément installée et de couleur gris brun, avec des colonies grisâtres plus denses enchevêtrées. Le mycélium a des hyphes foncées à paroi épaisse.

Note: Les semences infectées sur un épi de maïs sont couvertes d'un mycélium de couleur brun très foncé ou noir ce qui leur donne une apparence caractéristique de charbon.

Les conidiophores s'élèvent séparément ou en petits groupes; ils sont droits ou courbes, brun moyen à foncé ou brun olive; ils mesurent jusqu'à 250 µm de long et 5-8 µm d'épaisseur.

Les conidies sont courbes ou parfois droites, occasionnellement presque cylindriques mais normalement plus larges au milieu et effilées vers les extrémités arrondies; elles mesurent 30-100 x 12-18 µm (généralement 60-80 x 14-16 µm), ont de 6-12 septas (normalement 7-8), une couleur jaune or à brun olive très foncé, des cellules terminales parfois plus claires que celles du milieu. Leur point d'attache n'est pas très voyant.

Les pseudothèces sont sphériques et noirs, contenant des asques de forme cylindrique à en forme de massue, droites ou légèrement courbes.

Les ascospores sont minces, filiformes, hyalines, avec 5-9 septas, mesurent 6-10 x 182-300 µm et sont enroulées dans l'asque.

Les caractéristiques pour le diagnostic sont les hyphes de couleur foncée et à la paroi épaisse, les conidies de couleur jaune à brun olive foncé, droites ou courbes, avec 6-12 septas (normalement 7-8).

Curvularia Boedijn

Maladie

Tache foliaire à *Curvularia* chez le blé et le maïs (*C. lunata*; *C. pallenscens*; *C. inequalis*; *C. tuberculata*; *C. maculans*; *C. clavata*).

Distribution

Mondiale - spécialement sous les tropiques.

Importance

Pour la culture: Fréquemment rencontré comme agent pathogène ou saprophyte du maïs et du blé. *C. pallenscens* provoque une maladie du maïs, tard dans la saison, qui peut causer de sérieuses pertes dans les régions tropicales, mais c'est un agent pathogène mineur dans les régions tempérées.

Au niveau quarantaine: Aucune connue.

Identification

65



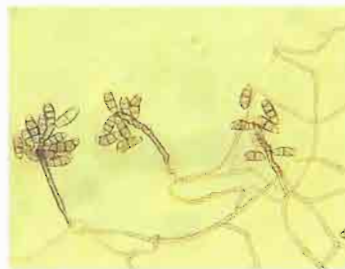
Colonie sur blé (x8)

66



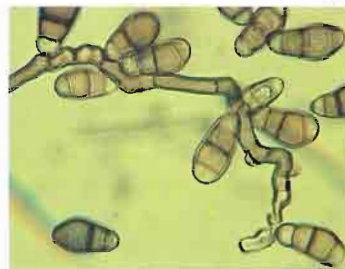
Colonie sur maïs (x8)

67



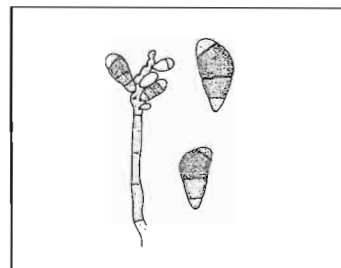
Conidiophore et conidies (x400)

68



Conidiophore et conidies (x1000)

Indication rapide



Technique de détection

Méthode du papier absorbant avec congélation (voir annexe A)

Références

- Barron, G.L. 1972. *The Genera of Hyphomycetes from Soil*. R.E. Kreiger Publishing Co., USA.
- Benoit, M.A. et Mathur, S.B. 1970. Identification of species of *Curvularia* on rice seed. *Proc. Int. Seed Test. Assoc.* 35 (1): 99-119.
- Ellis, M.B. 1966. Dematiaceous hyphomycetes. VII. *Curvularia*, *Brachysporium*, etc. *CMI Mycological Papers*, No. 106.
- McGee, D.C. 1988. *Maize Diseases: A Reference Source for Seed Technologists*. APS Press, USA.

La colonie sur semence est brune, grise ou noire, poilue, cotonneuse ou en forme de coussin, et s'étend de façon lâche.

Les hyphes sont ramifiées, cloisonnées, incolores ou brunes, lisses ou avec des bosses rugueuses. Les stromas sont souvent larges, dressés, noirs, cylindriques, et parfois ramifiés.

Les conidiophores s'élèvent séparément ou en groupes, en position terminale ou latérale sur les hyphes ainsi que sur les stromas lorsqu'ils sont présents; ils sont bruns, septés, droits ou courbes, simples ou ramifiés.

Les conidies apparaissent à l'extrémité ou sur les côtés du conidiophore. Les conidies sont droites ou courbes, normalement larges au milieu et étroites vers les extrémités; elles sont ovales, en forme d'oeuf inversé, de massue ou de poire, occasionnellement arrondies à la base, ou avec un point d'attache bien marqué. Avec 3 cloisons ou plus, elles sont lisses ou rugueuses et souvent avec une ou plusieurs cellules du milieu plus larges et plus foncées que les autres.

Les conidies foncées, légèrement courbes, avec les cellules du milieu plus larges et les cellules terminales plus claires sont typiques des espèces courantes de *Curvularia*.

En cas d'observation superficielle, ces espèces peuvent être confondues avec les espèces peu sporulantes de *Drechslera* et *Bipolaris*.

Drechslera avenacea (Curtis ex Cooke) Shoem.

Helminthosporium avenae Eidam

Helminthosporium avenaceum Curtis ex Cooke

Téléomorphe: *Pyrenophora chaetomioides* Speg.

Maladie

Brûlure à *Helminthosporium* de l'avoine.

Distribution

Mondiale.

Importance

Pour la culture: Non significative pour le blé ou le maïs.

Pour la quarantaine: Aucune connue.

Technique de détection

Méthode du papier absorbant avec congélation (voir annexe A)

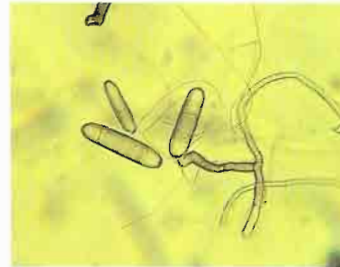
Identification

69



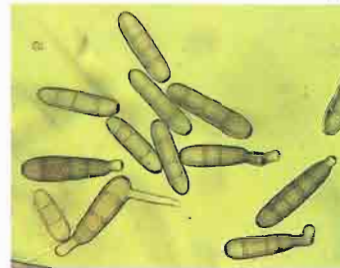
Colonie sur blé (x10)

70



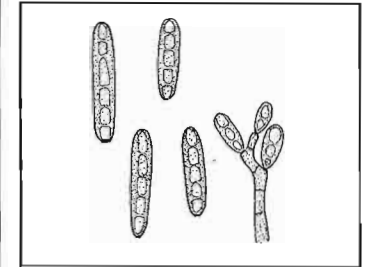
Conidiophores et conidies (x400)

71



Conidies (x400)

Indication rapide



Références

Chidambaram, P., Mathur, S.B. et Neergaard, P. 1973. Identification of seed-borne *Drechslera* species. *Friesia* 10: 165-207.

Ellis, M.B. 1971. Dematiaceous Hyphomycetes. CMI, UK.

Shoemaker, R.A. 1962. *Drechslera* Ito. *Canadian Journal of Botany* 40: 809-836.

La colonie sur semence est gris noirâtre, avec ou sans touffes blanches ou blanc grisâtre, un peu de mycélium aérien et des conidiophores portant, pour une grande part, des conidies.

Les conidiophores sont séparés ou en groupes de 2 ou 3, droits à courbes dans des directions alternes, peu souvent ramifiés, de couleur brun rougeâtre foncé et mesurent avec jusqu'à 1 mm de long.

Les conidies sont le plus souvent cylindriques avec des extrémités arrondies en demi cercle, de couleur vert clair à brun jaunâtre moyen. Les cellules basales plus légèrement colorées sont très reconnaissables, presque noires. Il y a une large cicatrice de 4-9 μm . Les conidies ont une dimension moyenne de 25-140 x 12-22 μm et 2-6 septas.

Les ascocarpes sont sphériques à subsphériques avec des poils rigides brun foncé. Ils mesurent 450-800 x 300-600 μm et ont un col cylindrique court. Les asques sont cylindriques à en forme de massue et contiennent 2-8 spores. Droits à légèrement courbes, avec une courte tige, ils mesurent 180-400 x 32-60 μm .

Les ascospores sont hyalines à brun jaune clair, ovales à cylindriques, arrondies aux deux extrémités, avec 3-6 cloisons transversales et 0-1 septum longitudinal dans toutes les cellules; elles mesurent 35-75 x 17-30 μm .

Les conidies sont cylindriques, avec des côtés droits et des extrémités arrondies en demi cercle, 2-6 septas et une cicatrice bien typique.

Drechslera dematioidea (Bub. & Wrób.) Subram. & Jain

Helminthosporium dematioideum Bub. & Wrób.

Maladie

Aucune.

Distribution

Mondiale.

Importance

Pour la culture: Impact négligeable; associé aux fleurs comme aux feuilles flétries ou mortes de nombreuses espèces herbacées.

Pour la quarantaine: Aucune connue.

Technique de détection

Méthode du papier absorbant avec congélation (voir annexe A)

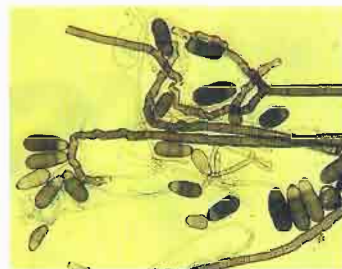
Identification

72



Colonie sur blé (x8)

73



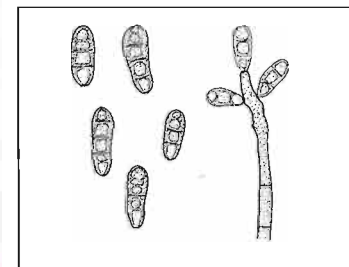
Conidiophores et conidies (x400)

74



Conidies (x400)

Indication rapide



Références

Chidambaram, P., Mathur, S.B. et Neergaard, P. 1973. Identification of seed-borne *Drechslera* species. *Friesia* 10: 165-207.

La colonie sur semence a une apparence noire avec une croissance du mycélium clairsemée à modérée.

Les conidiophores sont de couleur brun clair, courts, minces et s'élèvent séparément ou en paires.

Les conidies sont en forme de massue, brun jaunâtre, avec la cellule basale de couleur plus claire; elles sont plus larges à l'extrémité, effilées vers la base et se terminent par une large cicatrice foncée.

Les conidies ont en moyenne 24-40 x 9-15 μm et 3-5 septas.

Les conidies ont 3-5 septas, sont en forme de massue, plus large à l'extrémité, effilées vers la base avec une cellule basale plus claire et une large cicatrice basale foncée.

Les conidies sont formées sur des conidiophores brun clairs qui s'élèvent séparément ou en paires.

Exserohilum rostratum (Drechsler) Leonard & Suggs

Helminthosporium rostratum Drechsler

Drechslera rostrata (Drechsler) Richardson & Fraser

Bipolaris rostrata (Drechsler) Shoemaker

Téléomorphe: *Setosphaeria rostrata* Leonard

Maladie

Tache foliaire et piétin chez le blé.
Pourriture de la tige et de l'épi chez le maïs.

Distribution

Afrique, Amérique Centrale, Amérique du Nord, Asie, Europe.

Importance

Pour la culture: Maladie mineure ne faisant pas l'objet d'une forte préoccupation.

Pour la quarantaine: Aucune connue.

Technique de détection

Méthode du papier absorbant avec congélation (voir annexe A)

Identification

75



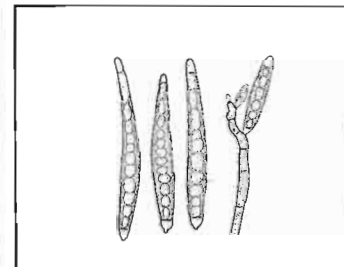
Colonie sur maïs (x8)

76



Conidies (x400)

Indication rapide



Références

CMI. 1978. *Descriptions of Pathogenic Fungi and Bacteria No. 587. Setosphaeria rostrata*. CAB, UK.

McGee, D.C. 1988. *Maize Diseases: A Reference Source for Seed Technologists*. APS Press, USA.

Kucharek, T.A. 1973. Stalk rot of corn caused by *Helminthosporium rostratum*. *Phytopathology* 63 (11): 1336-1338.

Whitehead, M.D. et Calvert, O.H. 1959. *Helminthosporium rostratum* inciting ear rot of corn and leaf spot of thirteen grass hosts. *Phytopathology* 49: 817-820.

La colonie sur semence a une apparence de couleur brun moyen à foncé ou brun doré avec très peu de mycélium aérien blanc.

Les conidiophores sont formés ensembles en un tapis dense recouvrant la semence.

Note: Les grains de maïs infectés présentent une décoloration rose ou sont noir charbon en cas d'infection sévère.

Les conidiophores sont solitaires ou en groupes, droits ou courbes, de couleur brun moyen à foncé ou brun olive et mesurent jusqu'à 200 µm de long et 8 µm d'épaisseur.

Les conidies sont droites ou légèrement courbes, effilées aux deux extrémités avec l'une d'elles typiquement plus large et l'autre plus étroite qui se termine en un bec prononcé. Les conidies ont 6-12 cloisons transversales, des cellules finales hyalines ou pâles contenant un septum foncé épais, et des cellules intermédiaires brun doré; elles mesurent 40-180 x 14-22 µm.

Les ascocarpes sont sphériques, noirs, mesurent 340-600 x 330-580 µm et ont une ouverture en forme de pore, la partie supérieure étant entourée de projections brun foncé en forme d'épine émoussée.

Les asques ont une tige courte, sont en forme de massue à cylindriques, contiennent 1-8 spores et mesurent 105-260 x 26-42 µm. Les ascospores sont hyalines à brun pâle, droites à courbes, avec 2-5 cloisons; plus étroites au niveau des septas, elles mesurent 29-85 x 9-21 µm et possèdent une enveloppe visqueuse.

Les conidies ont une forme caractéristique et sont droites ou légèrement courbes, avec un bec prononcé et des septas terminaux bien visibles et foncés.

Exserohilum turcicum (Pass.) Leonard & Suggs

Helminthosporium turcicum Pass.

Drechslera turcica (Pass.) Subram. & Jain

Helminthosporium inconspicuum Cooke & Ellis

Téléomorphe: *Setosphaeria turcica* (Luttrell) Leonard & Suggs

Maladie

Brûlure "nordique" de la feuille de maïs.

Distribution

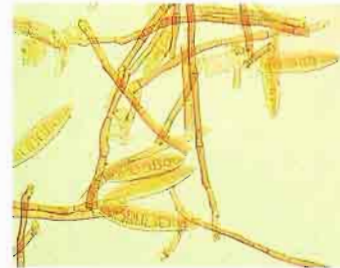
Mondiale avec prédominance dans les climats subtropicaux à tempérés.

Importance

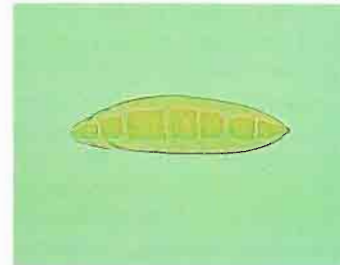
Pour la culture: La maladie apparaît communément mais ne provoque que des pertes mineures. De sévères épidémies surviennent occasionnellement chez les variétés sensibles en conditions de basses températures et de fortes et fréquentes rosées.

Au niveau quarantaine: Restrictions pour certains pays.

Identification

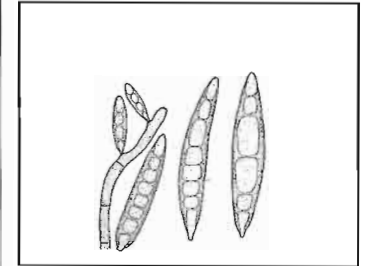


Conidiophores et conidies (x400)



Conidie (x1000)

Indication rapide



Technique de détection

Méthode du papier absorbant avec congélation (voir annexe A)

Références

Chidambaram, P., Mathur, S.B. et Neergaard, P. 1973. Identification of seed-borne *Drechslera* species. *Friesia* 10: 165-207.

CMI. 1971. *Descriptions of Pathogenic Fungi and Bacteria No. 304. Trichometasphaeria turcica*. CAB, UK.

McGee, D.C. 1988. *Maize Diseases: A Reference Source for Seed Technologists*. APS Press, USA.

Shurtleff, M.C. 1980. *Compendium of Corn Diseases*. APS Press, USA.

La colonie sur semence est pâle à brun moyen foncé avec très peu de mycélium aérien blanc.

Les conidiophores sont séparés ou en groupes de 2 à 6, droits ou courbés, de couleur brun olive clair à foncé, de taille moyenne à longs, parfois très longs, et mesurent 150-300 x 7-11 μm .

Les conidies sont droites ou légèrement courbes, en forme de massue ou plus larges près du milieu, effilées près des bouts, avec un apex arrondi et une cellule basale bombée au point d'attachement. Les conidies sont de couleur jaune paille pâle à moyen, brun jaunâtre ou gris olive, ont 4-9 septas et mesurent 50-144 x 18-33 μm .

Les périthèces sont noirs et sphériques.

Les asques sont cylindriques avec une courte tige et contiennent 1-8 ascospores (ordinairement 2-4) hyalines, droites ou légèrement courbes, typiquement avec 3 septas; ils mesurent 13-17 x 42-78 μm .

Note: Les périthèces apparaissent rarement en conditions naturelles.

Les conidies s'élèvent à partir de longs conidiophores et sont larges, de couleur brun jaunâtre, droites ou légèrement courbes, plus étroites aux deux extrémités (presque en forme de cigare), avec une cellule basale faisant saillie au point d'attachement.

Acremoniella Sacc.

Maladie

Aucune.

Distribution

Mondiale.

Importance

Pour la culture: Saprophyte commun et envahisseur secondaire.

Pour la quarantaine: Aucune connue.

Technique de détection

Méthode du papier absorbant avec congélation (voir annexe A)

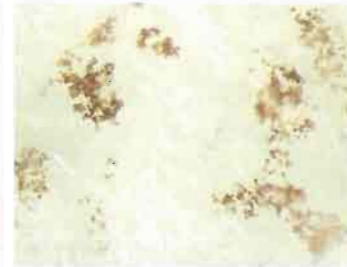
Identification

79



Colonie sur blé (x8)

80



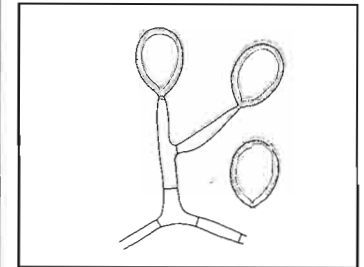
Colonie sur papier absorbant (x64)

81



Conidiophores et conidies (x400)

Indication rapide



Références

Barron, G.L. 1972. *The Genera of Hyphomycetes from Soil*. R.E. Kreiger Publishing Co., New York, USA.

Malone, J.P. et Muskett, A.E. 1964. Seed-borne fungi - description of 77 fungus species. *Proc. Int. Seed Test. Assoc.* 29 (2): 179-384.

La colonie sur semence croît rapidement, produisant un fin mycélium en forme de toile d'araignée avec de nombreux agglomérats de conidies brunes en forme de grappes.

Note: Les espèces croissent plus vigoureusement lorsqu'elles sont en association avec certains autres champignons comme *Alternaria tenuis*, *Fusarium moniliforme* et *Acremonium strictum*.

Les conidiophores sont hyalins, cloisonnés, simples ou ramifiés à plusieurs niveaux (souvent à angles droits). Ils sont généralement plus longs que 10 μm , ont 4-7 μm de large et sont fortement effilés près de l'extrémité.

Les conidies sont larges, brunes, solitaires, continues, en forme d'oeuf, lisses (*A. atra*) ou rugueuses (*A. verrucosa*), de couleur brun clair et mesurent 22-29 x 18-22 μm .

Peu de mycélium avec des agglomérats de conidies larges, brunes, en forme d'oeuf, qui apparaissent de façon solitaire sur des conidiophores nettement pointus.

Acremonium strictum

Cephalosporium acremonium Corda

Acremonium kiliense Grütz

Cephalosporium madurae Padhye, Sukapure & Thirumalachar

Maladie

Maladie des masses noires du maïs.

Distribution

Mondiale - plus fréquent sous les tropiques.

Importance

Pour la culture: La maladie des masses noires du maïs est une maladie mineure de fin de saison qui survient fréquemment aux Etats-Unis et dans d'autres pays.

Pour la quarantaine: Aucune connue.

Technique de détection

Méthode du papier absorbant avec congélation (voir annexe A)

Identification

82



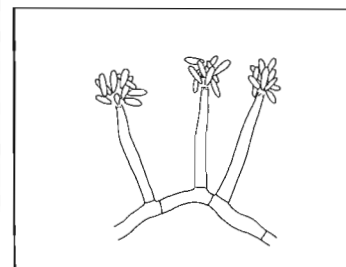
Colonie sur blé (x8)

83



Conidiophores et conidies (x400)

Indication rapide



Références

Barron, G.L. 1972. *The Genera of Hyphomycetes from Soil*. Robert E. Kreiger Publishing Co., USA.

CMI. 1983. *Descriptions of Pathogenic Fungi and bacteria No. 741. Acremonium kiliense*. CAB, UK.

Gams, W. 1971. *Cephalosporium - artige Schimmelpilze (Hyphomycetes)*. Gustav Fischer Verlag, Stuttgart, Germany.

McGee, D.C. 1988. *Maize Diseases: A Reference Source for Seed Technologists*. APS Press, USA.

Zillinsky, F.J. 1983. *Common Diseases of Small Grain Cereals: A Guide to Identification*. CIMMYT, Mexico.

La colonie sur semence est compacte, à croissance lente, de couleur blanche à gris pâle, devenant gris ardoise ou noire avec l'âge. Les hyphes sont hyalines, cloisonnées, simples ou ramifiées. Les hyphes sont souvent groupées ensembles pour former des filaments sur les côtés desquels se forment de nombreux conidiophores solitaires, chacun portant son globule de spores.

Note: Les semences de maïs infecté peuvent montrer des bandes blanches sur la surface de la semence.

Les conidiophores qui s'élèvent directement et séparément à angles droits des hyphes végétatives, sont hyalins, courts, effilés aux extrémités; ils mesurent 30-60 μm de long et 1,5 μm à la base.

Les conidies se forment dans une poche visqueuse, en boules ou plus rarement en chaînes fragiles vers l'apex du conidiophore. Les conidies sont hyalines, cylindriques à bouts arrondis, parfois courbes, non cloisonnées, et mesurent 3-10 x 1-2 μm .

La caractéristique clé de *Acremonium* est la boule de spores produite au sommet de conidiophores solitaires et effilés, qui prennent naissance en général à angles droits des hyphes.

Note: Le genre peut facilement être confondu avec d'autres champignons comme *Gliomastix*, *Verticillium* et des microconidies de *Fusarium* ou *Cylindrocarpon*. Cependant, c'est peut-être un des champignons les plus faciles à identifier au niveau du genre mais des plus difficiles en ce qui concerne la détermination de l'espèce.

Alternaria Nees

Maladie

Brûlure de la feuille à *Alternaria* chez le blé (*A. triticina*) et chez le maïs (*A. alternata*); tache grise de la feuille du maïs (*A. maydis*).

Distribution

Mondiale.

Importance

Pour la culture: La plupart des espèces sont des saprophytes, mais certaines, comme *A. triticina*, causent de sévères brûlures sur les feuilles et les épis de blé et de triticale, mais n'infectent ni l'orge ni l'avoine. *A. alternata* (*A. tenuis*) est d'importance mineure pour le maïs.

Pour la quarantaine: *Alternaria triticina* est répertorié sur de nombreuses listes de quarantaine.

Identification

84



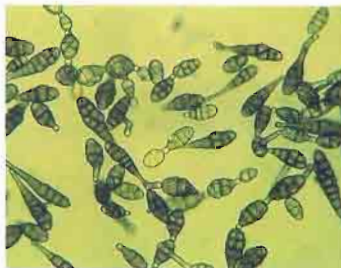
Colonie sur blé (x8)

85



Colonie sur maïs (x8)

86



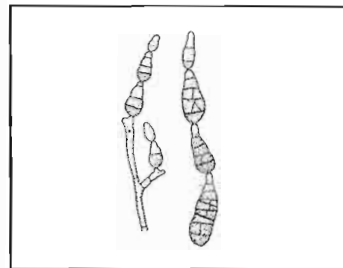
Conidies (x400)

87



Conidiophore et conidies (x1000)

Indication rapide



Technique de détection

Méthode du papier absorbant avec congélation (voir annexe A)

Références

- Barron, G.L. 1972. *The Genera of Hyphomycetes from Soil*. Robert E. Kreiger Publishing Co., USA.
- Ellis, M.B. 1971. *Dematiaceous Hyphomycetes*. CMI, UK.
- McGee, D.C. 1988. *Maize Diseases: A Reference Source for Seed Technologists*. APS Press, USA.
- Simmons, E.G. 1967. Typification of *Alternaria*, *Stemphylium* and *Ulocladium*. *Mycologia* 59:67-92.
- Shurtleff, M.C. 1980. *Compendium of Corn Diseases*. APS Press, USA.
- Zillinsky, F.J. 1983. *Common Diseases of Small Grain Cereals: A Guide to Identification*. CIMMYT, Mexico.

La colonie sur semence est généralement de couleur gris foncé mais peut aussi être de couleur blanche, vert olive, brune ou presque noire.

Les conidiophores sont de couleur brun foncé à brun olive, se développent seuls ou en petits groupes, peuvent être simples ou ramifiés et mesurent d'ordinaire 3-6 μm d'épaisseur et 50 μm de long.

Les conidies de la plupart des espèces d'*Alternaria* saprophytes des céréales se développent en chaînes, sont en forme d'oeuf ou ovales, et s'effilent souvent en une queue au niveau de l'apex. Elles sont de couleur brun moyen à foncé, avec des parois lisses ou légèrement rugueuses, possèdent plusieurs cloisons transversales et longitudinales ou obliques, et mesurent 20-90 x 8-20 μm .

Les espèces qui provoquent la maladie développent des conidies quelque peu plus grandes, solitaires ou en chaînes, mesurant jusqu'à 100 μm de long et 30 μm de large mais sont très semblables au niveau des autres caractéristiques.

Les conidies d'un brun pâle typique, avec leur queue, les cloisons transversales et longitudinales sont facilement identifiables dans la plupart des cas.

Note: Les conidies des espèces d'*Alternaria* ont des caractères morphologiques uniques qui rendent ce genre facilement identifiable. Cependant les similarités entre les espèces au niveau du genre et de la variabilité des formes, dimensions et dans le cloisonnement des conidies au sein d'une espèce rendent l'identification entre espèces très difficile.

Arthrimum Kunze

Papularia Fr.

Maladie

Aucune.

Distribution

Mondiale.

Importance

Pour la culture: Aucune. C'est un saprophyte commun et un envahisseur secondaire.

Pour la quarantaine: Aucune connue.

Technique de détection

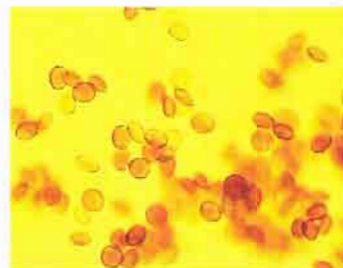
Méthode du papier absorbant avec congélation (voir annexe A)

Identification



Conidies (x160)

88



Conidies (x400)

89

Indication rapide



Références

Barron, G.L. 1972. *The Genera of Hyphomycetes from Soil*. R.E. Kreiger Publishing Co., New York, USA.

Ellis, M.B. 1971. *Dematiaceous Hyphomycetes*. CMI, UK.

IMI. 1991. *Descriptions of Pathogenic Fungi and Bacteria No. 1052, Apiospora montagnei*. CABI, UK.

Malone, J.P. et Muskett, A.E. 1964. Seed-borne fungi - description of 77 fungus species. *Proc. Int. Seed Test. Assoc.* 29 (2): 179-384.

La colonie sur semence présente au début un abondant mycélium aérien de couleur blanche, qui devient gris à noir lors de la production, en larges masses, des conidies.

Les conidiophores sont hyalins à l'exception des épaisses cloisons transversales qui sont souvent brun pourpre à brun foncé.

Les conidies sont souvent formées en agglomérats serrés le long ou à l'extrémité de très étroits conidiophores.

Les conidies sont solitaires, lisses, avec un seul compartiment, foncées, ovales, souvent aplaties lorsqu'on les voit de côté ou sphériques vues de face, souvent avec une bande hyaline autour du bord et attachées par une connexion courte au conidiophore. Elles mesurent 5-6 x 3-4 μm .

Des cellules stériles, lorsqu'elles sont présentes, peuvent se trouver à la place des conidies; elles sont en général plus petites, plus pâles et de forme différente que les conidies.

Arthrinium se reconnaît à ses conidies unicellulaires, foncées et lenticulaires, avec un bord hyalin (blanc) prononcé ou un germe fendu.

Aspergillus flavus Link / *Aspergillus parasiticus* Spear

Maladie

Pourriture de stockage du maïs et du blé.

Pourriture de l'épi de maïs à *Aspergillus*.

Distribution

Mondiale.

Importance

Pour la culture: Cause majeure de détérioration du maïs stocké lorsque l'humidité est supérieure à 15 %.

Sécheresse et hautes températures favorisent le développement d'aflatoxines qui sont toxiques pour les hommes et les animaux, et réduisent l'appétence du grain dans les aliments. L'infection des semences peut réduire leur germination.

Pour la quarantaine: Aucune connue.

Identification

90



Colonie sur maïs (x8)

91



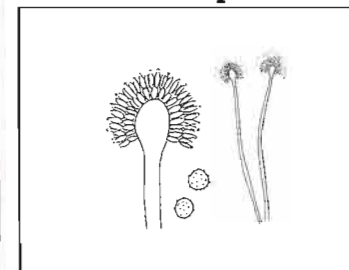
Colonie sur maïs (x32)

92



Conidiophore et conidies (x400)

Indication rapide



Note: La production d'un grand nombre de spores se disséminant dans l'air peut provoquer des maladies respiratoires chez l'homme comme chez les animaux.

Technique de détection

Méthode du papier absorbant avec congélation (voir annexe A)

Références

CMI. 1966. *Descriptions of Pathogenic Fungi and Bacteria No. 91. Aspergillus flavus*. CAB, UK.

McGee, D.C. 1988. *Maize Diseases - A Reference Source for Seed Technologists*. APS Press, USA.

Malone, J.P. et Muskett, A.E. 1964. Seed-borne fungi - description of 77 fungus species. *Proc. Int. Seed Test. Assoc.* 29 (2): 179-384.

Raper, K.B. et Fennell, D.I. 1973. *The Genus Aspergillus*. Robert E. Kreiger Publishing Co., USA.

La colonie sur semence est généralement étalée et de couleur vert jaune très clair, vert jaune profond, brun olive ou brune.

Les conidiophores sont gonflés au sommet et ont de nombreuses cellules porteuses de conidies (les phialides), les conidies étant en longues chaînes sèches.

Typiquement, les têtes avec les conidies sont sphériques, se fendant en plusieurs colonnes mal définies, excédent rarement 500-600 µm de diamètre mais mesurent le plus souvent 300-400 µm.

Note: Les semences de maïs et de blé sévèrement infectées sont décolorées et échaudées.

Les conidiophores ont des parois épaisses, incolores, sont grossièrement rugueux et ont habituellement moins d'1 mm de long avec un diamètre de 10-20 µm juste en dessous du sommet.

Les sommets sont allongés lorsqu'ils sont jeunes, devenant subsphériques à sphériques et d'un diamètre variant entre 10 et 65 µm mais ayant en général 25-45 µm. Il peut exister une ou deux séries de cellules portant des conidies (phialides et cellules d'appui) selon les espèces.

Les cellules d'appui ont généralement un diamètre de 6-10 x 4-6 µm mais peuvent aller parfois jusqu'à 15-16 x 8-9 µm.

Les phialides mesurent 6-10 x 3-5 µm.

Les conidies sont typiquement sphériques à subsphériques, nettement épineuses, variables, avec 3-6 µm de diamètre; elles sont parfois ovales ou en forme de poire au commencement et restent occasionnellement ainsi.

Les espèces *Aspergillus flavus/ parasiticus* sont reconnaissables à leur production de têtes avec des spores compactes, sphériques ou en colonnes dans les tons jaune vert très clair, jaune vert profond, brun olive ou brun.

A. parasiticus a des colonies d'un vert plus profond, seulement des phialides, des têtes sphériques et des conidies qui tendent à être plus petites et plus délicatement épineuses.

Aspergillus niger van Tieghem

Maladie

Pourriture de stockage du maïs et du blé. Moisissure noire; pourriture à *Aspergillus* de l'épi de maïs.

Distribution

Mondiale.

Importance

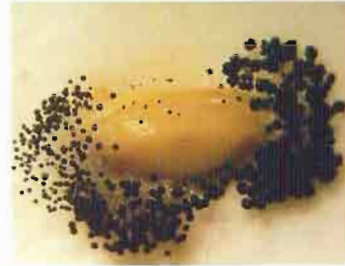
Pour la culture: Cause majeure de détérioration du blé et maïs stockés avec une humidité supérieure à 15 %. Réduction de la germination des semences.

Pour la quarantaine: Aucune connue.

Note: La production d'un grand nombre de spores se disséminant dans l'air peut provoquer des maladies respiratoires chez l'homme comme chez les animaux.

Identification

93



Colonie sur blé (x8)

94



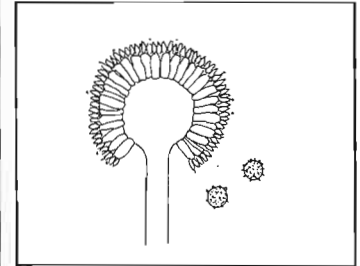
Colonie sur maïs (x8)

95



Conidies (x1000)

Indication rapide



Technique de détection

Méthode du papier absorbant avec congélation (voir annexe A)

Références

CMI. 1966. *Descriptions of Pathogenic Fungi and Bacteria No. 94. Aspergillus niger*. CAB, UK.

McGee, D.C. 1988. *Maize Diseases - A Reference Source for Seed Technologists*. APS Press, USA.

Raper, K.B. et Fennell, D.I. 1973. *The Genus Aspergillus*. Robert E. Kreiger Publishing Co., New York.

La colonie sur semences croît lentement et consiste en un mycélium basal compact à moyennement lâche, blanc à faiblement jaune et qui porte d'abondantes structures conidiales dressées et ordinairement serrées, typiquement de couleur noir charbon mais parfois noir brun très foncé, couvrant toute la colonie à l'exception d'une étroite frange de croissance.

Les têtes conidiales, typiquement, sont grandes et noires, compactes au début, sphériques ou fendues en deux ou plusieurs colonnes lâches à raisonnablement bien définies, et atteignent communément 700-800 µm de diamètre.

Note: Les semences de maïs et de blé sévèrement infectées sont décolorées et échaudées.

Les conidiophores sont lisses, hyalins ou faiblement brunâtres près du sommet et mesurent jusqu'à 3.0 mm de long et 15-20 µm de diamètre.

Les sommets sont sphériques ou presque, et mesurent jusqu'à 75 µm de diamètre mais sont souvent plus petits.

Il y a production de deux séries de cellules portant des conidies (les cellules d'appui et les phialides) mais sur certaines têtes, seules les phialides sont présentes.

Les cellules d'appui sont de longueurs variables et parfois cloisonnées mais à maturité mesurent ordinairement 20-30 µm.

Les phialides sont de longueur plus uniformes mesurant habituellement 7-10 x 2-3 µm.

Les conidies sont typiquement sphériques à maturité, souvent très rugueuses ou épineuses, la plupart du temps mesurant 4-5 µm de diamètre et de couleur très foncée ou avec des stries longitudinales bien visibles.

Aspergillus niger est reconnaissable par la production de têtes sporales compactes, sphériques ou en colonnes, dans les tons noir - noir verdâtre, noir brunâtre, noir violacé ou noir charbon.

Botrytis Pers.

Maladie

Pourriture de la tige de maïs causée par *Botrytis*.

Distribution

Mondiale.

Importance

Pour la culture: Cet agent pathogène est probablement un envahisseur secondaire de la tige du maïs et n'a aucune importance économique.

Pour la quarantaine: Aucune connue.

Technique de détection

Méthode du papier absorbant avec congélation (voir annexe A)

Identification

96



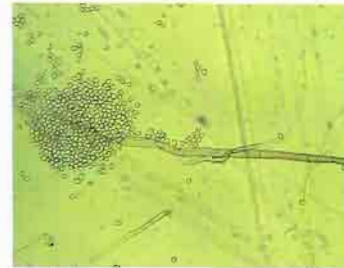
Colonie sur maïs (x8)

97



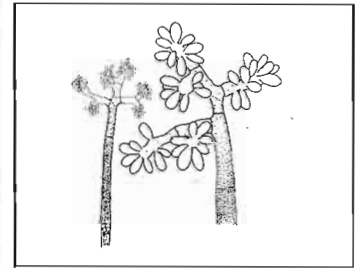
Colonie sur maïs (x50)

98



Conidiophore et conidies (x160)

Indication rapide



Références

Barnett, H.L. et Hunter, B.B. 1972.

Illustrated Genera of Imperfect Fungi. Burgess Publishing Co., USA.

Barron, G.L. 1972. *The Genera of*

Hyphomycetes from Soil. R.E. Kreiger Publishing Co., New York, USA.

Ellis, M.B. 1971. *Dematiaceae*

Hyphomycetes. CMI, UK.

Malone, J.P. et Muskett, A.E. 1964.

Seed-borne fungi - description of 77 fungus species. *Proc. Int. Seed Test. Assoc.* 29 (2): 179-384.

McGee, D.C. 1988. *Maize Diseases:*

A Reference Source for Seed Technologists. APS Press, USA.

La colonie sur semence est blanche ou grise ou brun grisâtre et s'étend sur une courte distance autour de la semence infectée.

Les conidiophores sont bruns, grands, verticaux ou presque, cloisonnés et ramifiés, mesurant jusqu'à 30 µm de large et 2 mm de long. Les branches sont étranglées à leur point d'origine et s'effondrent rapidement lorsqu'on les enlève d'une atmosphère humide.

Les conidies apparaissent en agglomérats au niveau des apex gonflés et arrondis, par intervalles, sur de courtes pointes émoussées, le long du conidiophore. Les conidies, incolores à brun pâle, sont ovales ou en forme d'oeuf, souvent avec un point d'attache légèrement en saillie et mesurent 6-18 x 4-11 µm.

Des sclérotas assez grands, noirs et irréguliers peuvent être produits mais normalement pas durant la période utilisée pour un test de contrôle des semences. Ils sont plutôt d'apparence plate et mesurent 5x2x2 µm.

Botrytis est caractérisé par des conidiophores vigoureux, bruns, ramifiés supportant des têtes grises brillantes avec des conidies pâles, lesquelles peuvent être observées au microscope binoculaire avec un faible grossissement.

Cladosporium Link

Maladie

Pourriture de l'épi de maïs causée par *Cladosporium* (*C. herbarum*, *C. cladosporioides*). Moisissures noires (comme de la suie) de l'épi de blé (*C. herbarum*, *C. macrosporum*).

Distribution

Mondiale.

Importance

Pour la culture: Beaucoup d'espèces saprophytes sont communément rencontrées sur les semences de maïs et de blé. La pourriture de l'épi de maïs causée par *Cladosporium* est d'importance mineure et ordinairement associée aux dégâts de gel et au temps humide. Les moisissures noires de l'épi de blé sont causées par des espèces saprophytes ou légèrement pathogènes et sont généralement associées à des infestations d'insectes, à la verse, aux carences nutritives et/ou au temps humide vers la maturité et lors de la récolte.

Identification

99



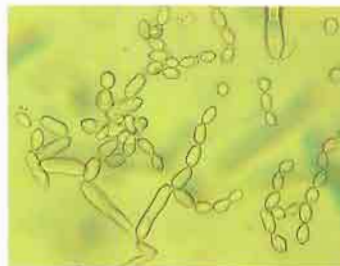
Colonie sur orge (x8)

100



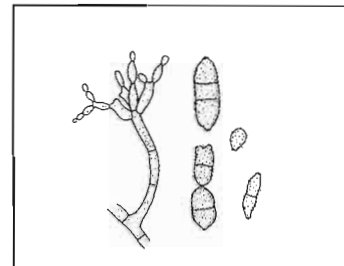
Colonie sur maïs (x8)

101



Conidiophore et conidies (x1000)

Indication rapide



Pour la quarantaine: Aucune connue.

Technique de détection

Méthode du papier absorbant avec congélation (voir annexe A)

Références

Barron, G.L. 1972. *The Genera of Hyphomycetes from Soil*. R.E. Kreiger Publishing Co., USA.

Ellis, M.B. 1971. *Dematiaceous Hyphomycetes*. CMI, UK.

McGee, D.C. 1988. *Maize Diseases: A Reference Source for Seed Technologists*. APS Press, USA.

Wiese, M.V. 1977. *Compendium of Wheat Diseases*. APS Press, USA.

La colonie sur semence s'étend de façon lâche ou parfois en groupes comme de petits points, en forme de coussin, ou en amas cotonneux, en touffes, ou en masses chevelues. La couleur des colonies est souvent vert olive mais parfois également grise, jaune clair brunâtre, brun ou brun noirâtre foncé. Les colonies croissent relativement lentement et produisent peu de mycélium aérien mais sporulent normalement librement. Les conidiophores sont produits en amas denses à partir des semences.

Note: Les semences de maïs sévèrement infectées peuvent montrer des taches vert foncé à noires, ou des rayures qui s'étendent à partir de l'extrémité du grain.

Les conidiophores sont dressés, de couleur brun olive pâle à brun, ramifiés irrégulièrement au sommet, en forme d'arbre, mesurent jusqu'à 250 µm de long, 3-4 µm de large à la base, et s'effilent légèrement vers l'extrémité. Les conidies sont produites en chaînes, sur les branches des conidiophores.

Les conidies sont ovales, cylindriques ou oblongues, à bouts arrondis, hyalines ou brun olive à brun, lisses ou rugueuses, unicellulaires ou avec 1-3 septas, et mesurent 5-23 x 3-8 µm. Les chaînes de conidies sont très fragiles, se rompant immédiatement; la fragmentation à maturité inclut fréquemment les branches et laisse seulement entiers des tronçons de conidiophores dénudés.

Cladosporium est caractérisé par des conidiophores dressés et pigmentés portant des chaînes de conidies comme des têtes en forme d'arbre. Ce genre peut fréquemment être identifié par la conidie typique en forme de citron qui possède des cicatrices du point d'attache foncées et bien marquées. Ce genre montre une variabilité considérable en ce qui concerne les dimensions et les septas, au sein d'une espèce et entre les espèces.

Les têtes de conidiophores en forme d'arbre peuvent être facilement observées en utilisant la méthode du papier collant (voir annexe A) et en utilisant le microscope à faible grossissement (x100).

Epicoccum nigrum Link

Epicoccum purpurascens Ehrenb.

Maladie

Maladie du grain rouge du maïs doux.

Distribution

Mondiale.

Importance

Pour la culture: Impact négligeable; saprophyte commun et envahisseur secondaire.

Pour la quarantaine: Aucune connue.

Technique de détection

Méthode du papier absorbant avec congélation (voir annexe A)

Identification

102



Colonie sur blé (x8)

103



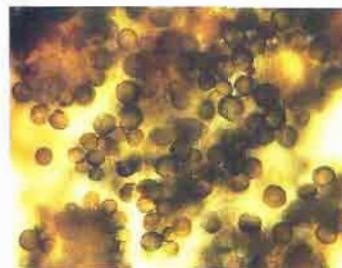
Colonie sur maïs (x8)

104



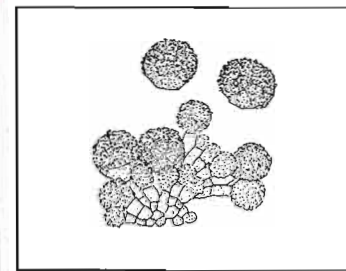
Conidiophore et conidies (x400)

105



Conidies (x400)

Indication rapide



Références

- CMI. 1980. *Descriptions of Pathogenic Fungi and Bacteria No. 680, Epicoccum purpurascens*. CAB, UK.
- McGee, D.C. 1988. *Maize Diseases: A Reference Source for Seed Technologists*, APS Press, USA.
- Schol-Schwarz, M.B. 1959. The genus *Epicoccum* Link. *Trans. Brit. Mycol. Soc.* 42(2):149-173.

La colonie sur semence croît rapidement, produisant souvent une pigmentation jaune, ambre à orange ou rouge au sein mais surtout en bordure du mycélium blanc et compact.

Au vu de ces caractéristiques, *Epicoccum* est parfois confondu avec *Fusarium* spp.

Note: Les semences de maïs infectées peuvent être colorées de rouge.

Les conidiophores sont compacts ou occasionnellement ramifiés, lâches, foncés, lisses, courts; ils se forment en agglomérats serrés à partir des hyphes et ne produisent qu'une seule conidie terminale.

Les conidies à maturité sont brun foncé à noires, le plus souvent sphériques mais aussi piriformes, irrégulièrement cloisonnées, et peuvent apparaître comme très grossièrement marquées, comme dans un filet. Les septas sont souvent cachés par la paroi épaisse et rugueuse de la spore qui est couverte par de courtes projections émoussées. Les conidies mesurent 15-25 µm de diamètre et apparaissent le plus souvent comme des masses en forme coussin contenant des spores foncées, de dimensions variables et situées dans le mycélium ou à sa surface.

Les colonies des espèces d'*Epicoccum* sont souvent de couleur variable et il peut y avoir un certain nombre de nuances dans n'importe quelle colonie; celles que l'on rencontre le plus sont jaune, orange et rouge, et occasionnellement, brun et vert. Lorsqu'elles sont présentes, les masses de spores foncées peuvent ressembler à du sable noir répandu sur le mycélium.

Les spores individuelles ressemblent à des balles de football foncées, rugueuses, et peuvent être confondues avec les spores des charbons et des caries.

Gonatobotrys Corda

Gonatobotrys simplex Corda

Gonatobotrys zeae Futrell & Bain (nomen nudum)

Maladie

Pourriture à *Gonatobotrys* de la graine de maïs (*G. zeae*). Inconnu sur blé.

Distribution

Mondiale.

Importance

Pour la culture: Pas d'évidence définitive prouvant l'existence d'une maladie causée par *G. zeae* sur maïs. Inconnu chez le blé.

Pour la quarantaine: Aucune connue.

Note: *G. simplex* est un parasite de *Alternaria* spp. et de *Cladosporium* spp.

Technique de détection

Méthode du papier absorbant avec congélation (voir annexe A)

Identification

106



Colonie de *F. oxysporum* sur maïs (x8)

107



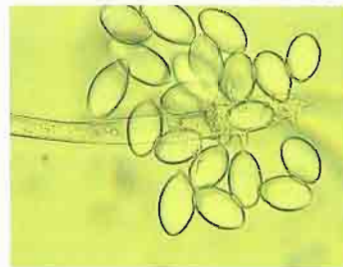
Colonie sur blé (x50)

108



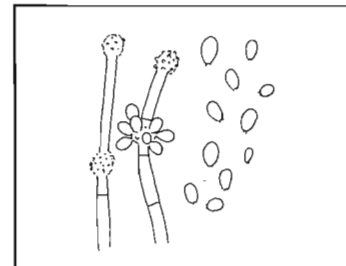
Conidiophore et conidies (x400)

109



Conidiophore et conidies (x1000)

Indication rapide



Références

- Barnett, H.L. et Hunter, B.B. 1972. *Illustrated Genera of Imperfect Fungi*. Burgess Publishing Co., USA.
- Barron, G.L. 1972. *The Genera of Hyphomycetes from Soil*. R.E. Kreiger Publishing Co., New York, USA.
- Futrell, C. et Bain, D.C. 1968. *Gonatobotrys zeae* sp. n., a new pathogen on corn. (Abstract). *Phytopathology* 58 (6): 728.
- McGee, D.C. 1988. *Maize Diseases: A Reference Source for Seed Technologists*. APS Press, USA.
- Whaley, J.W. et Barnett, H.L. 1963. Parasitism and nutrition of *Gonatobotrys simplex*. *Mycologia* 55 (2): 199-210.

La colonie sur semence est blanche et d'ordinaire à la surface d'une autre espèce de champignon comme par ex. *Alternaria*, *Cladosporium* et *Fusarium*. Le mycélium apparaît comme une masse de fils avec des amas de bouquets de conidies 'en forme de fleurs'.

Les conidiophores sont dressés, parfois hauts, cloisonnés, simples ou occasionnellement ramifiés, avec des cellules enflées recouvertes d'une série de dents émoussées portant les conidies, accrochées à intervalles et au bout des hyphes.

Les conidies apparaissent isolément sur des dents émoussées, sont unicellulaires, hyalines, ovales à subsphériques et mesurent 10-22 x 6-12 μm .

Gonatobotrys se caractérise par la formation d'amas de grandes conidies hyalines s'élevant à partir de "noeuds", le long des conidiophores, donnant l'apparence d'un chapelet.

Monilia Pers.

Maladie

Aucune.

Distribution

Mondiale.

Importance

Pour la culture : Impact négligeable; saprophyte commun.

Pour la quarantaine: Aucune connue.

Note: *Monilia sitophila*, la moisissure rouge du pain, possède un taux de croissance très rapide et peut devenir une nuisance comme contaminant des tests de contrôle des semences.

Technique de détection

Méthode du papier absorbant avec congélation (voir annexe A)

Identification

110



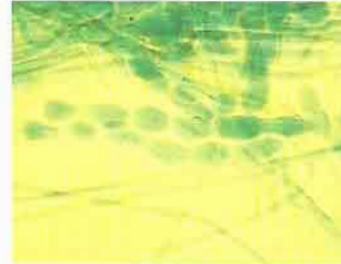
Colonie sur maïs (x8)

111



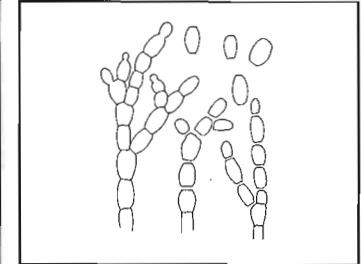
Colonie sur maïs (x20)

112



Conidiophores et conidies (x400)

Indication rapide



Références

Barnett, H.L. et Hunter, B.B. 1972.

Illustrated Genera of Imperfect Fungi. Third Edition. Burgess Publishing Co., USA.

Barron, G.L. 1972. *The Genera of Hyphomycetes from Soil*. R.E.

Kreiger Publishing Co., New York, USA.

von Arx, J.A. 1981. On *Monilia sitophila* and some families of ascomycetes. *Sydowia* 34: 13-29.

La colonie sur semence est de couleur crème à abricot, avec un mycélium lâche de couleur blanche ou grise et une croissance rapide.

Les conidiophores sont peu différenciés et partent des hyphes végétatives blanches ou grises. Ils sont dressés ou disséminés, simples ou irrégulièrement ramifiés, hyalins, et cloisonnés.

Les conidies sont produites en succession terminale pour donner des chaînes ramifiées. Les conidies sont hyalines ou presque hyalines, continues, sphériques à ovoïdes, et apparaissent roses, grises ou hâlées dans la masse.

Des chaînes bien définies et ramifiées de conidies hyalines à l'apparence de chapelet, se rompant facilement pour former des conidies de forme et de dimension irrégulières.

Myrothecium Tode

Maladie

Aucune.

Distribution

Mondiale.

Importance

Pour la culture: Impact négligeable.
Saprophyte commun.

Pour la quarantaine: Aucune connue.

Technique de détection

Méthode du papier absorbant avec congélation (voir annexe A)

Identification

113



Colonie sur blé (x8)

114



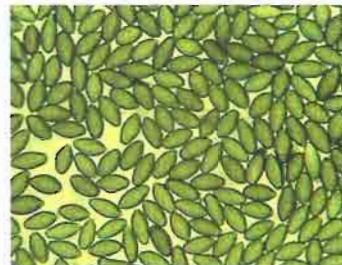
Colonie sur blé (x32)

115



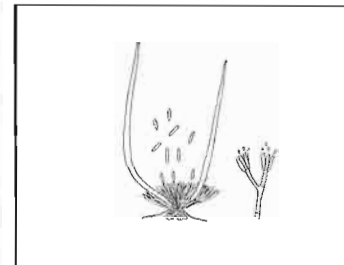
Conidiophores et conidies (x1000)

116



Conidies (x1000)

Indication rapide



Références

Preston, N.C. 1943. Observations on the genus *Myrothecium* Tode. I. The three classic species. *Trans. Brit. Mycol. Soc.* 26: 158-168.

Preston, N.C. 1948. Observations on the genus *Myrothecium* II. *Myrothecium gramineum* Lib. and two new species. *Trans. Brit. Mycol. Soc.* 31:271-276

Tulloch, M. 1972. The genus *Myrothecium* Tode ex Fr. *CMI Mycological Papers* 130: 1-42.

La colonie sur semence consiste en un mycélium blanc à croissance rapide, formant des masses de spores vert foncé sur la surface de la semence et au bord de la colonie sur le papier absorbant.

Les masses de spores sont formées à partir de conidiophores étroitement serrés portant une masse de conidies visqueuses de couleur verte à noire qui se durcit en séchant.

Les conidiophores sont hyalins, vert olive ou légèrement sombres, irrégulièrement ramifiés à plusieurs niveaux et formant plusieurs branches à chaque noeud, les dernières branches portant les conidies en verticilles.

Les conidies sont unicellulaires, plates ou lenticulées, hyalines ou vert olive dilué, noires dans la masse et visqueuses.

Des masses de spores vert olive foncé portant une masse de conidies visqueuses, vertes à noires, unicellulaires, plates ou lenticulées.

Nigrospora Zimm.

Maladie

Pourriture de l'épi et de la tige du maïs.

Distribution

Mondiale.

Importance

Pour la culture: Incidence commune mais pertes mineures. La pourriture de l'épi est plus sérieuse que celle de la tige.

Pour la quarantaine: Aucune connue.

Note: Saprophyte des débris végétaux dans les zones plus chaudes.

Technique de détection

Méthode du papier absorbant avec congélation (voir annexe A)

Identification

117



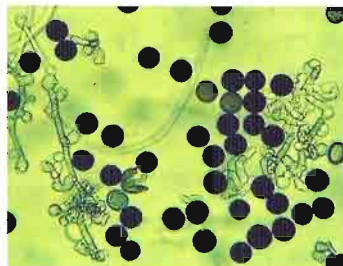
Colonie sur blé (x8)

118



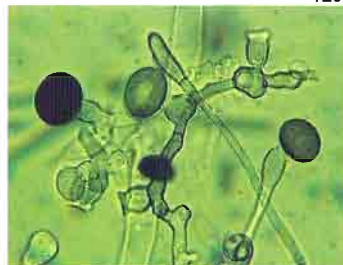
Colonie sur blé (x32)

119



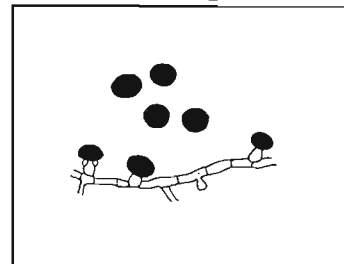
Conidiophores et conidies (x400)

120



Conidiophores et conidies (x1000)

Indication rapide



Références

- Barron, G.L. 1972. *The Genera of Hyphomycetes from Soil*. R.E. Kreiger Publishing Co., New York, USA.
- CMI. 1971. Descriptions of Pathogenic Fungi and Bacteria No. 311, *Khuskia oryzae*. CAB, UK.
- Hudson, H.J. 1963. The perfect state of *Nigrospora oryzae*. *Trans. Brit. Mycol. Soc.* 46 (3): 355-360.
- McGee, D.C. 1988. *Maize Diseases: A Reference Source for Seed Technologists*. APS Press, USA.
- Standen, J.H. 1945. *Nigrospora oryzae* (B. and Br.) Petch on Maize. *Phytopathology* 35: 552-564.

La colonie sur semence est d'abord blanche avec des conidies noires et brillantes ce qui contraste très fort et donne aux colonies un aspect frappant sous le microscope binoculaire à dissection. Dans les cultures plus vieilles, les hyphes foncent et les colonies sont d'un aspect noir, avec une production de conidies très abondante.

Note: Les semences infectées ont des raies blanches avec des masses de spores noires près des extrémités.

Les conidiophores sont courts, brun pâle, gonflés et prennent naissance à angle droit à partir des hyphes; ils portent les conidies isolées et en position terminale.

Les conidies sont brun fumé ou noir jais, sphériques ou ovoïdes, mesurent 10-16 x 10-13 µm et ont en général 12-14 µm de diamètre.

Les périthèces, formés par groupes de 1 à 7, en séries ou en lignes irrégulières, mesurent jusqu'à 2 mm de long, sont sphériques ou ovoïdes d'un diamètre pouvant aller jusqu'à 250 µm, avec pour ouverture des pores protubérants.

Les asques sont en forme de massue et contiennent 8 ascospores; ils ont une tige courte et mesurent 55-75 x 8-12 µm.

Les ascospores sont hyalines, granulaires, courbes, mesurent 16-21 x 5-7 µm, sont effilées à la base et ont des bouts arrondis. Elles sont initialement unicellulaires mais après leur libération de l'asque, elles peuvent développer une cloison simple, transversale, divisant la spore en deux cellules inégales.

Les conidies très noires, qui sont légèrement plus longues dans l'axe horizontal et qui se forment sur des conidiophores très courts et brun pâle possédant un renflement caractéristique.

Papulaspora Preuss

Maladie

Aucune.

Distribution

Mondiale.

Importance

Pour la culture: Aucune. Saprophyte commun et envahisseur secondaire.

Pour la quarantaine: Aucune connue.

Technique de détection

Méthode du papier absorbant avec congélation (voir annexe A)

Identification

121



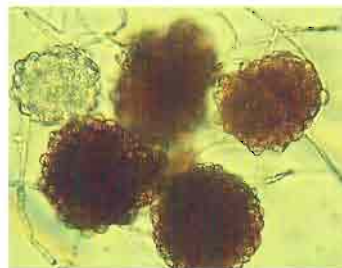
Colonie sur maïs (x8)

122



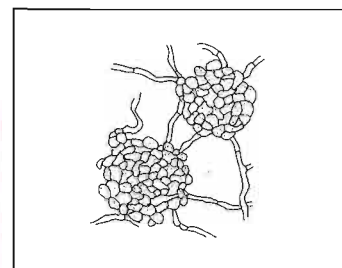
Colonie sur maïs (x32)

123



Microsclérotés (x400)

Indication rapide



Références

- Barnett, H.L. et Hunter, B.B. 1972. *Illustrated Genera of Imperfect Fungi*. Third Edition. Burgess Publishing Co., USA.
- Barron, G.L. 1972. *The Genera of Hyphomycetes from Soil*. R.E. Kreiger Publishing Co., New York, USA.
- Malone, J.P. et Muskett, A.E. 1964. Seed-borne fungi - description of 77 fungus species. *Proc. Int. Seed Test. Assoc.* 29 (2): 179-384.

La colonie sur semence se compose d'abord d'un fin mycélium aérien blanc, dispersé, en forme de toile d'araignée, devenant brun ou rouge suite à la formation de microsclérotos au sein du mycélium.

Les microsclérotos sont des amas compacts irréguliers de petites cellules, formés par l'enroulement de courtes ramifications latérales de l'hyphe dont les cellules se multiplient et s'agrandissent. Les microsclérotos sont de couleur orange pâle, rouge ou brune et servent à la reproduction du champignon. Certains microsclérotos sont formés d'un noyau d'une ou de plusieurs cellules foncées entourées par d'autres plus claires tandis que d'autres ont une apparence uniformément colorée. Ils sont pratiquement sphériques ou ovales et mesurent 20-130 μm de diamètre selon les espèces.

Les conidiophores et conidies sont absents. Dans ce genre il n'y a pas de formation de vraies spores.

Papulaspora se reconnaît par ses microsclérotos caractéristiques (amas irréguliers et compacts de petites cellules) qui se forment à partir de l'hyphe végétative hyaline.

Penicillium Link

Maladie

Pourriture de l'épi de maïs. Pourriture de la semence chez le blé. Moisissure d'entreposage du blé et du maïs.

Distribution

Mondiale.

Importance

Pour la culture: Pertes mineures suite à la pourriture de l'épi de maïs et à la pourriture de la semence du blé.

Cependant, la pourriture du grain de blé et de maïs peut être significative à des régimes d'humidité et de température élevés. La diminution du pouvoir germinatif et le brunissement des jeunes plantules sont importants, surtout dans le cas des semences de maïs doux.

Pour la quarantaine: Aucune connue.

Note: Les mycotoxines associées au grain sont une moindre préoccupation.

Identification

124



Colonie sur blé (x8)

125



Colonie sur maïs (x8)

126



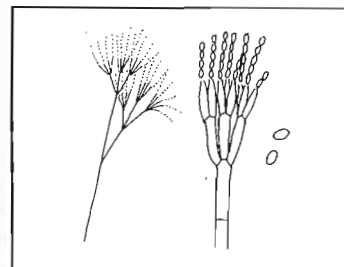
Conidiophores (x64)

127



Conidiophores et conidies (x1000)

Indication rapide



Technique de détection

Méthode du papier absorbant avec congélation (voir annexe A)

Références

Caldwell, R.W., Tuite, J. et Carlton, W.W. 1981. Pathogenicity of *Penicillia* to Corn Ears. *Phytopathology* 71 (2): 175-180.

Malone, J.P. et Muskett, A.E. 1964. Seed-borne fungi - description of 77 fungus species. *Proc. Int. Seed Test. Assoc.* 29 (2): 179-384.

McGee, D.C. 1988. *Maize Diseases: A Reference Source for Seed Technologists*. APS Press, USA.

Wiese, M.V. 1977. *Compendium of Wheat Diseases*. APS Press, USA.

Les colonies sur la semence ont un taux de croissance lent à modéré. Le mycélium est ordinairement peu abondant mais les sporulations ont lieu spontanément, donnant une colonie à l'apparence de coussin qui présente ordinairement des reflets sombres vert bleu.

Note: Les semences infectées peuvent montrer des stries blanches.

Les conidiophores sont généralement très reconnaissables, plus ou moins dressés, hyalins, rugueux ou lisses, cloisonnés, avec une série de branches qui leur donne une structure caractéristique en forme de brosse avec des phialides typiquement en forme de bouteille et hyalines qui produisent de longues chaînes sèches de conidies. La "brosse" peut être formée par un simple verticille de phialides ou par une série de branches en spirales, chacune terminée par un verticille de phialides.

Les conidies sont unicellulaires, sphériques ou ovales, lisses ou rugueuses, et colorées brillamment - généralement avec un reflet sombre bleu vert.

On trouve des sclérotés chez certaines espèces.

De longs conidiophores qui se ramifient en forme de balai avec des phialides en forme de bouteille et portant de longues chaînes de conidies abondantes. Les conidies sont sphériques à ovales et ressemblent, sous le microscope, à des perles de verre.

Les colonies de *Penicillium* peuvent être confondues avec celles de *Aspergillus* spp. Cependant les masses de spores de *Penicillium* sont généralement bleu vert tandis que les conidies d'*Aspergillus* se forment sur des structures en forme de globe plutôt qu'en forme de balai.

Rhizotrichum Corda (*Oidium* Link)

Maladie

Aucune.

Distribution

Universelle.

Importance

Pour la culture: Aucune. Saprophyte commun et envahisseur secondaire.

Pour la quarantaine: Aucune connue.

Technique de détection

Méthode du papier absorbant avec congélation (voir annexe A)

Identification

128



Colonie sur maïs (x8)

129



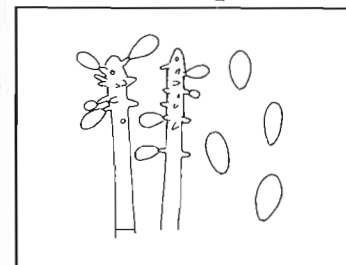
Colonie sur maïs (x64)

130



Conidiophores et conidies (x400)

Indication rapide



Références

Barnett, H.L. et Hunter, B.B. 1972.

Illustrated Genera of Imperfect Fungi. Third Edition. Burgess Publishing Co., USA.

Barron, G.L. 1972. *The Genera of Hyphomycetes from Soil*. R.E.

Kreiger Publishing Co., New York, USA.

La colonie sur semence est de croissance lente avec un mycélium blanc comme de l'ouate, clairsemé ou dense.

Les conidiophores sont vigoureux, plus ou moins dressés, cloisonnés, simples ou ramifiés avec des cellules porteuses de spores à la fin des branches et de l'axe principal.

Les cellules porteuses de spores sont cylindriques, parfois développées, avec une dent proéminente émoussée.

Les conidies sont unicellulaires, sphériques à ovales, lisses, hyalines ou légèrement colorées, et produites séparément avec leur point de croissance à l'extrémité.

De grandes conidies, presque hyalines à hyalines, sphériques à ovales formées sur une dent prononcée, émoussée à l'extrémité de conidiophores vigoureux.

Stachybotrys Corda

Maladie

Aucune.

Distribution

Mondiale.

Importance

Pour la culture: Aucune.

Saprophyte commun et envahisseur secondaire.

Pour la quarantaine: Aucune connue.

Technique de détection

Méthode du papier absorbant avec congélation (voir annexe A)

Identification

131



Colonie sur maïs et papier absorbant (x8)

132



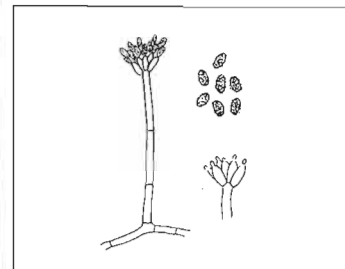
Colonie sur papier absorbant (x64)

133



Conidiophores et conidies (x1000)

Indication rapide



Références

Barron, G.L. 1972. *The Genera of Hyphomycetes from Soil*. R.E. Kreiger Publishing Co., New York, USA.

Bisby, G.R. 1943. *Stachybotrys*. Trans. Brit. Mycol. Soc. 26: 133-143.

IMI. 1991. Descriptions of Pathogenic Fungi and Bacteria No. 1060 . *Stachybotrys atra*. CABI, UK.

Ellis, M.B. 1971. *Dematiaceous Hyphomycetes*. CMI, UK.

Malone, J.P. et Muskett, A.E. 1964. Seed-borne fungi - description of 77 fungus species. *Proc. Int. Seed Test. Assoc.* 29 (2): 179-384.

La colonie sur semence présente peu de mycélium aérien, d'abord blanc puis gris et qui finalement devient noir avec production de conidies.

Les conidiophores et les conidies sont souvent formés sur le papier absorbant autour de la semence ce qui donne une apparence de taches scintillantes noires ou vert noirâtres.

Les conidiophores, sans cellule basale, s'élèvent du mycélium et sont rarement ramifiés près de la base; ils sont dressés, cloisonnés, de couleur foncée, mesurent jusqu'à 100 µm de haut et 3-5 µm de large, avec la portion supérieure qui devient souvent rugueuse et de couleur plus foncée.

Les phialides sont foncées, en forme de massue, et de dimension approximativement égale à celle des conidies (10-13 µm de long et 4-6 µm de large). Les phialides s'élèvent en groupes de 3-7 à partir de l'extrémité de chaque conidiophore, et restent attachées au conidiophore lorsque les conidies sont enlevées.

Les conidies apparaissent en boules compactes tenues ensemble par du mucilage. Elles sont ovales à cylindriques avec les extrémités arrondies; de couleur foncée, à parois lisses ou légèrement rugueuses (spécialement lorsqu'elles vieillissent), elles mesurent de 8-11 µm de long sur 5-10 µm de large.

L'amas de plusieurs phialides gonflées au sommet d'un conidiophore simple est caractéristique de *Stachybotrys*.

Dans la plupart des espèces communes de *Stachybotrys*, les conidies foncées dégoulinent pour former des têtes visqueuses et scintillantes.

Stemphylium Wallr.

Téléomorphe: *Pleospora* Rabenh. ex Ces. & de Not.

Maladie

La moisissure noire (à l'apparence de suie) de l'épi de blé.

Distribution

Mondiale.

Importance

Pour la culture: Impact négligeable.
Saprophyte commun du matériel végétal mort.

Pour la quarantaine: Aucune connue.

Technique de détection

Méthode du papier absorbant avec congélation (voir annexe A)

Identification

134



Colonie de *Stemphylium* sur orge (x64)

135



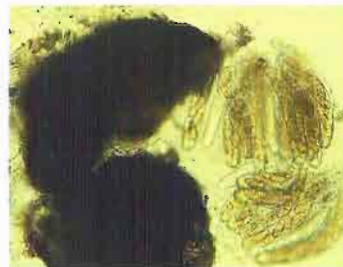
Colonie de *Pleospora* sur orge (x64)

136



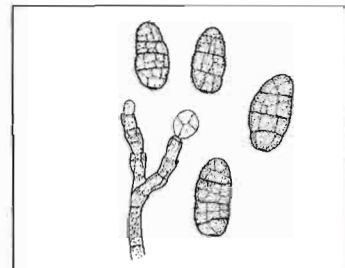
Conidies (x400)

137

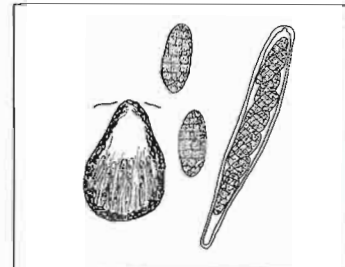


Ascostromas et asques (x160)

Indication rapide



Stemphylium



Pleospora

Références

Barron, G.L. 1972. *The Genera of Hyphomycetes from Soil*. R.E. Kreiger Publishing Co., New York, USA.

CMI. 1967. Descriptions of Pathogenic Fungi and Bacteria No. 150, *Pleospora herbarum*. CAB, UK.

Ellis, M.B. 1971. *Dematiaceous Hyphomycetes*. CMI, UK.

Simmons, E.G. 1967. Typification of *Alternaria*, *Stemphylium*, and *Ulocladium*. *Mycologia* 59:67-92.

Wiese, M.V. 1977. *Compendium of Wheat Diseases*. APS Press, USA.

Zillinsky, F.J. 1983. *Common Diseases of Small Grain Cereals*. Mexico, CIMMYT.

La colonie de *Stemphylium* sur semence est de couleur grise, brune, brun olive ou noire et d'apparence cotonneuse ou ressemble à un coussin. Elle croît relativement rapidement et se compose de conidiophores et de nombreuses conidies brun noir.

La colonie de *Pleospora* sur semence possède un mycélium aérien dispersé, filiforme, de couleur hyaline à brune avec une production d'ascostromas relativement grands, noirs, sphériques ou quelque peu aplatis.

Les conidiophores sont brun foncé, simples ou quelque fois ramifiés, mesurent de 3 à 6 µm de diamètre, et développent des renflements terminaux successifs foncés lors de la production de chaque nouvelle conidie qui se succède.

Les conidies sont de couleur olive à brun foncé, avec des parois transversales horizontales, verticales et obliques; elles sont de forme rectangulaire à ovale, arrondies aux extrémités, lisses ou rugueuses et souvent rétrécies au niveau d'une ou de plusieurs cloisons. Les conidies plus vieilles sont presque noires, assez fortement rugueuses et mesurent 15-20 x 18-35 µm.

Les ascostromas sont sphériques ou quelque peu aplatis, noirs et mesurent 100-500 µm de diamètre.

Les asques sont cylindriques voire en forme de massue, mesurent 90-250 x 20-50 µm avec huit ascospores rangées en deux files.

Les ascospores sont de couleur brun jaune clair à foncé, en forme de massue, avec 7 septas, mesurent 26-50 x 10-20 µm, avec des parois transversales horizontales, verticales et obliques.

Stemphylium est identifié par ses conidiophores avec des bosses noires terminales situées à intervalles le long de l'hyphe, qui portent des conidies pigmentées et simples avec des parois transversales horizontales, verticales et obliques.

Les conidies ne possèdent pas le bec proéminent qui caractérise les espèces d'*Alternaria*.

Pleospora est identifié par ses ascostromas qui sont grands, noirs, sphériques ou quelque peu aplatis, avec des asques en forme de massue contenant huit ascospores à 7 septas avec des parois transversales horizontales, verticales et obliques.

Torula Pers.

Maladie

La moisissure noire de l'épi de blé à l'apparence de suie.

Distribution

Mondiale.

Importance

Pour la culture: Aucune. Saprophyte commun et envahisseur secondaire

Pour la quarantaine: Aucune connue.

Note: Prédomine plus lors des récoltes humides.

Technique de détection

Méthode du papier absorbant avec congélation (voir annexe A)

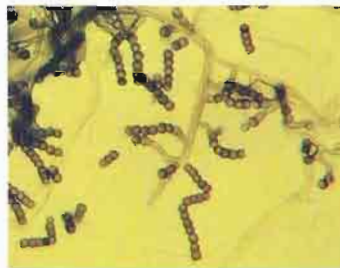
Identification

138



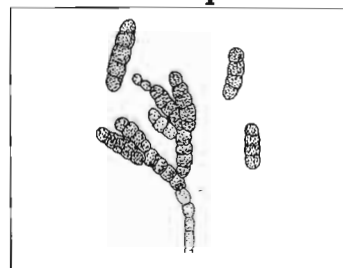
Colonie sur maïs (x64)

139



Conidiophores et conidies (x400)

Indication rapide



Références

- Barron, G.L. 1972. *The Genera of Hyphomycetes from Soil*. R.E. Kreiger Publishing Co., New York, USA.
- Malone, J.P. et Muskett, A.E. 1964. Seed-borne fungi - description of 77 fungus species. *Proc. Int. Seed Test. Assoc.* 29 (2): 179-384.
- Zillinsky, F.J. 1983. *Common Diseases of Small Grain Cereals*. Mexico, CIMMYT.

La colonie sur semence forme de petits tas compacts vert olive qui peuvent se combiner et qui ont tendance à devenir bruns en vieillissant.

Les conidiophores sont courts ou absents et pas facilement reconnaissables, avec des conidies qui s'élèvent plus ou moins directement de l'hyphe végétative.

Les conidies se développent en longues chaînes qui se rompent en segments de une à plusieurs cellules à maturité.

Les conidies sont en forme de tonneau avec les cellules terminales arrondies, avec environ 6 μm de diamètre; elles ont une surface lisse à légèrement rugueuse et sont de couleur brun foncé à noir. Des ramifications de la chaîne se produisent souvent au niveau d'une cellule sphérique qui est plus foncée et plus distinctement épineuse que les autres.

Torula est caractérisé par ses chaînes simples ou ramifiées de conidies foncées qui se rompent facilement et qui s'élèvent plus ou moins directement de l'hyphe végétative.

Trichoderma Pers.

Maladie

Pourriture de l'épi de maïs.

Distribution

Universelle.

Importance

Pour la culture: Impact négligeable. Souvent envahisseur secondaire après endommagement sévère de la feuille suite à l'infection par d'autres champignons ou par infection de l'épi par *Bipolaris maydis*.

Pour la quarantaine: Aucune connue.

Technique de détection

Méthode du papier absorbant avec congélation (voir annexe A)

Identification

140



Colonie sur blé (x8)

141



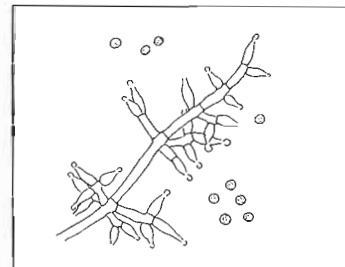
Colonie sur maïs (x8)

142



Conidiophores et conidies (x1000)

Indication rapide



Références

Barron, G.L. 1972. *The Genera of Hyphomycetes from Soil*. R.E. Kreiger Publishing Co., New York, USA.

Malone, J.P. et Muskett, A.E. 1964. Seed-borne fungi - description of 77 fungus species. *Proc. Int. Seed Test. Assoc.* 29 (2): 179-384.

Shurtleff, M.C. 1980. *Compendium of Corn Diseases*. APS Press, USA.

La colonie sur semence forme de petits tas blancs qui coalescent et deviennent rapidement verts avec des masses de spores.

Note: Les épis de maïs infectés peuvent montrer du mycélium laineux vert sur et entre les grains.

Les conidiophores sont hyalins, cloisonnés, dressés ou disséminés, et solitaires ou fréquemment ramifiés plus ou moins à angle droit à partir de l'axe principal.

Les cellules des phialides porte-conidies sont hyalines, ovales à en forme de bouteille, et mesurent 5-15 x 3-4 μm . Les phialides s'élèvent seules, en paires, ou en amas et prennent naissance fréquemment à angle droit du conidiophore parental ou d'une branche, avec des amas en paires ou alternés.

Les conidies sont hyalines ou vertes, lisses ou rugueuses, sphériques à ovoïdes, mesurent 3-4 μm de diamètre et sont non cloisonnées. Les conidies se rassemblent en petites boules sphériques vertes comprenant 10 à 20 conidies, chacune sur les phialides.

Une colonie très distincte sur semence avec une croissance rapide, des groupes cotonneux ou des touffes avec des coussins de conidies, qui sont blanches, vert jaune ou d'un vert brillant.

Trichoderma parasite souvent et croît au dessus d'autres champignons présents.

Trichothecium roseum Link

Maladie

Aucune.

Distribution

Universelle.

Importance

Pour la culture: Aucune. Saprophyte commun et envahisseur secondaire.

Pour la quarantaine: Aucune connue.

Technique de détection

Méthode du papier absorbant avec congélation (voir annexe A)

Identification

143



Colonie sur blé (x10)

144



Colonie sur maïs (x8)

145



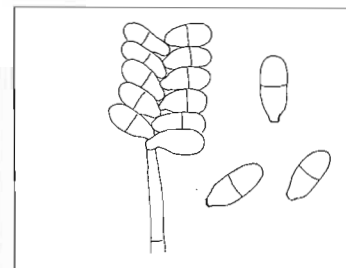
Conidiophores (x32)

146



Conidiophores et conidies (x400)

Indication rapide



Références

Barnett, H.L. et Hunter, B.B. 1972. *Illustrated Genera of Imperfect Fungi*. Third Edition. Burgess Publishing Co., USA.

Barron, G.L. 1972. *The Genera of Hyphomycetes from Soil*. R.E. Kreiger Publishing Co., New York, USA.

Malone, J.P. et Muskett, A.E. 1964. Seed-borne fungi - description of 77 fungus species. *Proc. Int. Seed Test. Assoc.* 29 (2): 179-384.

Rifai, M.A. et Cooke, R.C. 1966. Studies on some didymosporous genera of nematode-trapping hyphomycetes. *Trans. Br. Mycol. Soc.* 49 (1): 147-168.

La colonie sur semence apparaît habituellement comme une couche rose saumon avec production de nombreuses conidies. Les colonies peuvent être en forme de coussin ou poudreuses.

Les conidiophores sont dressés ou à peu près dressés, produits solitairement ou en groupes, simples ou peu ramifiés, longs, minces, hyalins et cloisonnés. Les conidies sont produites en chaînes courtes et fragiles.

Les conidies sont grandes (12-18 x 8-10 μm), lisses, bicellulaires (légèrement plus étroites au niveau du septum), hyalines, plus ou moins ovoïdes, avec un point d'attachement bien marqué et des cellules supérieures légèrement plus grandes que les inférieures.

Les courtes chaînes de conidies bicellulaires au sommet d'un conidiophore simple et hyalin ont force de diagnostic.

Superficiellement, la colonie sur semence ressemble aux masses de spores des espèces *Fusarium* ou *Gliocladium*.

Ulocladium Preuss

Maladie

Aucune.

Distribution

Universelle.

Importance

Pour la culture: Aucune. Saprophyte commun et envahisseur secondaire

Pour la quarantaine: Aucune connue.

Technique de détection

Méthode du papier absorbant avec congélation (voir annexe A)

Identification

147



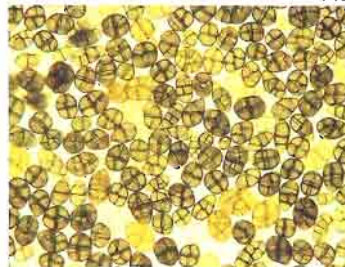
Colonie sur blé (x8)

148



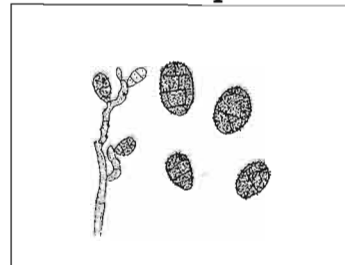
Colonie sur maïs (x8)

149



Conidies (x400)

Indication rapide



Références

Barnett, H.L. et Hunter, B.B. 1972.

Illustrated Genera of Imperfect Fungi. Third Edition. Burgess Publishing Co., USA.

Barron, G.L. 1972. *The Genera of Hyphomycetes from Soil*. R.E.

Kreiger Publishing Co., New York, USA.

Ellis, M.B. 1971. *Dematiaceous Hyphomycetes*. CMI, UK.

Simmons, E.G. 1967. Typification of *Alternaria*, *Stemphylium*, and *Ulocladium*. *Mycologia* 59:67-92.

La colonie sur semence est de couleur brun noirâtre foncé à noir et en forme de coussin.

Les conidiophores qui s'élèvent en branches perpendiculaires à partir du mycélium sont de couleur brun doré pâle à moyen; en général non ramifiés, lisses, cloisonnés, ils mesurent jusqu'à 100 µm de long et 3-5 µm d'épaisseur.

Les conidies sont brun doré, de forme variable, légèrement rugueuses, principalement ovoïdes, sans bec, avec 1-3 cloisons horizontales et 1 à plusieurs parois transversales verticales, et habituellement sans étranglement au niveau de la cloison principale. Elles se forment de façon solitaire ou successivement vers le sommet du conidiophore avec la conidie la plus jeune à l'extrémité et mesurent 13-30 x 6-19 µm.

Les extrémités des conidiophores ne sont pas très bombées comme c'est le cas chez *Stemphylium*.

Les conidies sont clairement ovoïdes avec l'extrémité la plus étroite attachée au conidiophore; au contraire, chez les espèces *Alternaria*, les conidies de même forme sont attachées au conidiophore par leur extrémité la plus large.

Les conidies n'ont pas la queue proéminente caractéristique des espèces *Alternaria*.

Verticillium Nees

Maladie

Aucune.

Distribution

Universelle mais avec prédominance dans les régions tempérées.

Importance

Pour la culture: Aucune.
Envahisseur secondaire commun.

Pour la quarantaine: Aucune connue.

Technique de détection

Méthode du papier absorbant avec congélation (voir annexe A)

Identification

150



Colonie sur blé (x8)

151



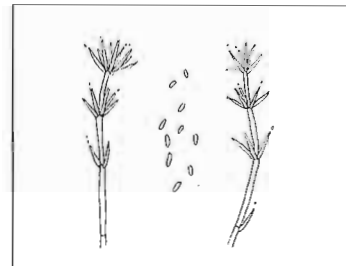
Colonie sur blé (x64)

152



Conidiophores et conidies (x400)

Indication rapide



Références

Barnett, H.L. et Hunter, B.B. 1972.
Illustrated Genera of Imperfect Fungi. Third Edition. Burgess Publishing Co., USA.

CMI. 1970. Descriptions of Pathogenic Fungi and Bacteria No. 255 . *Verticillium albo-atrum*. CAB, UK.

Malone, J.P. et Muskett, A.E. 1964. Seed-borne fungi - description of 77 fungus species. *Proc. Int. Seed Test. Assoc.* 29 (2): 179-384.

La colonie sur semence est blanche à grisâtre avec un mycélium cotonneux en touffes.

Les conidiophores sont abondants, plus ou moins dressés, hyalins, cloisonnés, variables en longueur, et de façon caractéristique, plus foncés à la base lorsqu'ils poussent sur des tissus végétaux. Les phialides portant les conidies sont arrangées en verticilles (2-4 phialides) à l'extrémité et à intervalle sur la longueur de l'hyphe. Elles peuvent encore être solitaires ou en groupes latéralement sur les hyphes; elles ont parfois des ramifications secondaires.

Les phialides sont hyalines, de dimensions variables, mesurant en général 20-30 x 1-3 μm , et effilées vers le bout où les conidies se forment dans un globule.

Les conidies qui s'élevent solitaires aux extrémités des phialides sont hyalines, cylindriques à bouts arrondis, parfois ovales, en général simples, occasionnellement avec un septum, et mesurent 3-11 x 2-4 μm .

Verticillium est caractérisé par un fin mycélium blanc et des conidiophores distincts avec des groupes de deux à quatre phialides au sommet et à intervalles sur la longueur, portant des conidies dans des globules à leurs extrémités.

Les colonies pourraient être confondues avec celles des espèces *F. moniliforme* et *Acremonium* par l'apparence de la colonie et l'abondance de petites conidies cylindriques. Cependant elles se différencient par les dimensions des conidies et des conidiophores ainsi que par l'arrangement des cellules porteuses des conidies sur les conidiophores.

Lasiodiplodia Ellis & Everh.

Botryodiplodia Sacc.

Maladie

Pourriture noire du grain de maïs.

Distribution

Mondiale entre 40°N et 40°S de l'équateur.

Importance

Pour la culture: La maladie provoque des pertes importantes en Inde. Les semences sévèrement infectées sont pourries et ne germent pas.

Pour la quarantaine: Aucune connue.

Technique de détection

Méthode du papier absorbant avec congélation (voir annexe A)

Identification

153



Colonie sur maïs (x8)

154



Colonie sur maïs (x16)

155



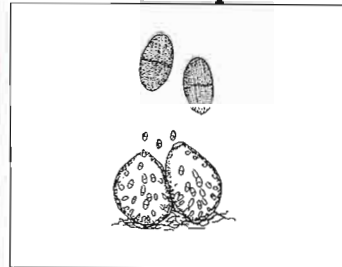
Pycnides, conidiophores et conidies (x100)

156



Conidiophores et conidies (x400)

Indication rapide



Références

CMI. 1976. Descriptions of Pathogenic Fungi and Bacteria No. 519. *Botryodiplodia theobromae*. CAB, UK.

McGee, D.C. 1988. *Maize Diseases: A Reference Source for Seed Technologists*. APS Press, USA.

Kumar, V. et Shetty, H.S. 1983. Seed-borne nature and transmission of *Botryodiplodia theobromae* in maize (*Zea mays*). *Seed Sci. and Technol.* 11: 781-789.

Shurtleff, M.C. 1980. *Compendium of Corn Diseases*. APS Press, USA.

Sutton, B.C. 1980. *The Coelomycetes - Fungi Imperfecti with Pycnidia, Acervuli and Stromata*. CMI, UK.

La colonie sur semence est initialement blanche et tourne graduellement au noir grisâtre; elle est pelucheuse avec un abondant mycélium aérien. Des pycnides noires apparaissent isolément ou fréquemment en masses entourées d'un tapis mycélien foncé.

Note: Les semences infectées sont d'un noir brillant ou montrent des raies gris noir (avec ou sans pycnides).

Les pycnides noires sont ovales à oblongues, simples ou composées, possèdent une ouverture et mesurent jusqu'à 5 mm de diamètre.

Les conidiophores sont hyalins, simples ou cloisonnés, courts, cylindriques et rarement ramifiés.

Les conidies sont ovales, de couleur cannelle à brun fauve, possèdent des rayures longitudinales, sont unicellulaires et mesurent 10-15 x 20-30 μm .

Les espèces de *Lasiodiplodia* sont caractérisées par des pycnides noires, ovales, en masses avec des conidies exsudant en colonne par l'ouverture. La colonne de conidies lorsqu'elle est jaunâtre est formée principalement de conidies unicellulaires mais après 3 ou 4 jours elle devient noire et est formée surtout de spores bicellulaires.

Pestalotiopsis Stey.

Maladie

Aucune.

Distribution

Mondiale.

Importance

Pour la culture: Aucune. Saprophyte commun et envahisseur secondaire.

Pour la quarantaine: Aucune connue.

Technique de détection

Méthode du papier absorbant avec congélation (voir annexe A)

Identification

157



Colonie sur blé (x8)

158



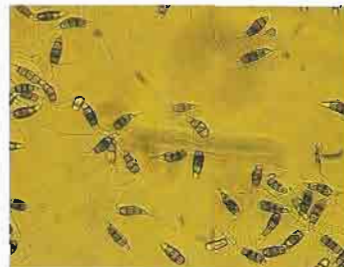
Colonie sur maïs (x8)

159



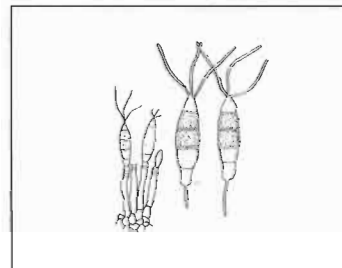
Acervules et conidies (x160)

160



Conidies (x400)

Indication rapide



Références

Barnett, H.L. et Hunter, B.B. 1972.

Illustrated Genera of Imperfect Fungi. Third Edition. Burgess Publishing Co., USA.

Barron, G.L. 1972. *The Genera of Hyphomycetes from Soil*. R.E. Kreiger Publishing Co., New York, USA.

CMI. 1980. Descriptions of Pathogenic Fungi and Bacteria No. 675, *Pestalotiopsis dictyospora*. CAB, UK.

Sutton, B.C. 1980. *The Coelomycetes - Fungi Imperfecti with Pycnidia, Acervuli and Stromata*. CMI, UK.

La colonie sur semence est blanche avec parfois des aires grises pâles à jaunâtres dans un mycélium aérien dense.

Les acervules se développent à partir de petites masses de l'hyphe et forment des masses de spores reconnaissables, de couleur noir verdâtre et visqueuses.

Les conidies émergent d'abord en colonnes noires et plus tard se disséminent de façon éparse sur la surface de la colonie.

Les acervules sont foncés, en forme de disque ou de coussin, et mesurent jusqu'à 300 µm de diamètre.

Les conidiophores sont hyalins, cylindriques, courts et ramifiés.

Les conidies sont plus étroites aux extrémités, droites ou courbes, avec 5 cellules et sont légèrement plus étroites au niveau des septas. Les conidies possèdent des cellules terminales pointues à la fin et hyalines (rarement à peine colorées) avec deux ou plusieurs appendices terminaux hyalins; les cellules médianes sont colorées de façon uniforme ou variable, d'un brun pâle à presque noir; elles ont aussi un appendice basal hyalin, simple, rarement ramifié.

Pestalotiopsis est caractérisé par des conidies noires distinctes, avec des cellules terminales hyalines et l'extrémité portant deux ou plusieurs appendices ressemblant à des poils.

Phoma Westend.

Maladie

Maladie mineure de la feuille du blé.
Pourriture de la tige du maïs.

Distribution

Mondiale.

Importance

Pour la culture: Peut se présenter comme agent pathogène après de longues périodes de temps humide. Observé fréquemment comme envahisseur secondaire.

Pour la quarantaine: Aucune connue.

Technique de détection

Méthode du papier absorbant avec congélation (voir annexe A)

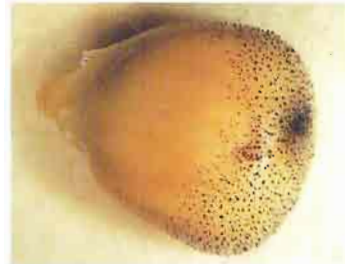
Identification

161



Colonie sur blé (x8)

162



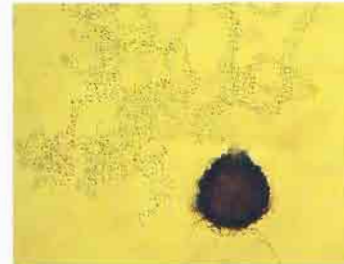
Colonie sur maïs (x8)

163



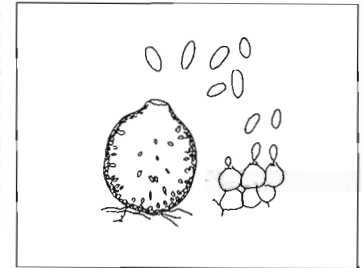
Pycnides sur maïs (x64)

164



Pycnides et conidies (x160)

Indication rapide



Références

Boerema, G.H. 1976. The *Phoma* species studied in culture by Dr. R.W.G. Dennis. *Trans. Brit. Mycol Soc.* 67 (2): 289-319.

McGee, D.C. 1988. *Maize Diseases: A Reference Source for Seed Technologists*. APS Press, USA.

Malone, J.P. et Muskett, A.E. 1964. Seed-borne fungi - description of 77 fungus species. *Proc. Int. Seed Test. Assoc.* 29 (2): 179-384.

Sutton, B.C. 1980. *The Coelomycetes - Fungi Imperfecti with Pycnidia, Acervuli and Stromata*. CMI, UK.

Wiese, M.V. 1977. *Compendium of Wheat Diseases*. APS Press, USA.

Zillinsky, F.J. 1983. *Common Diseases of Small Grain Cereals*. Mexico, CIMMYT.

La colonie sur semence montre un mycélium blanc/gris très peu abondant mais produit un grand nombre de pycnides brun foncées ou noires sur la surface de la semence ou sur le papier absorbant.

Les pycnides sont pratiquement sphériques, brun foncé, à la paroi fine, et sont de dimension variable (100-300 µm de diamètre) avec une ouverture reconnaissable en saillie.

Les conidies sont unicellulaires, oblongues à ovales, hyalines, et mesurent 5-8 x 2-4 µm.

Les conidies sont libérées de la pycnide sous la forme d'une vrille courbe de couleur crème.

Des pycnides sphériques, brun foncé, libérant des conidies unicellulaires hyalines sous forme d'une vrille courbe à travers une ouverture bien marquée.

Les pycnides des espèces *Phoma* se développent souvent en colonies compactes et produisent des spores en profusion.

Les conidies unicellulaires permettent de distinguer les espèces *Phoma* des champignons produisant des pycnides et appartenant au complexe *Septoria*.

Septoria nodorum (Berk.) Berk.

Depazea nodorum Berk.

Hendersonia nodorum (Berk.) Petrak

Macrophoma hennebergii (Kühn) Berl. & Vogl.

Téléomorphe: *Phaeosphaeria nodorum* (E. Müller) Hedjaroude

Leptosphaeria nodorum E. Müller

Maladie

Tache de la glume du blé.

Distribution

Mondiale, et spécialement dans les climats plus cléments.

Importance

Pour la culture: La maladie peut provoquer des pertes significatives lors de la récolte lorsque l'épidémie se développe avant l'épiaison.

Pour la quarantaine: Certains pays d'Europe peuvent avoir des restrictions.

Technique de détection

Méthode du papier absorbant avec congélation (voir annexe A)

Identification

165



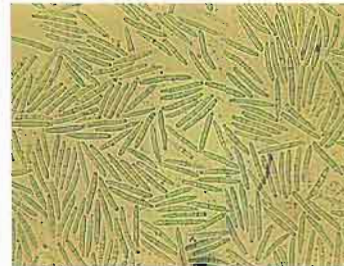
Colonie de *Septoria nodorum* sur blé (x8)

166



Ascocarpe de *Phaeosphaeria nodorum* sur les glumes des semences de blé (x32)

167



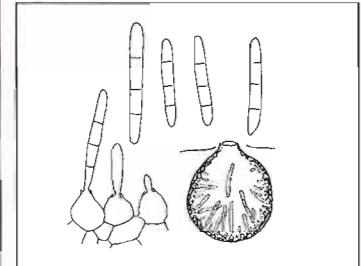
Conidies (x400)

168

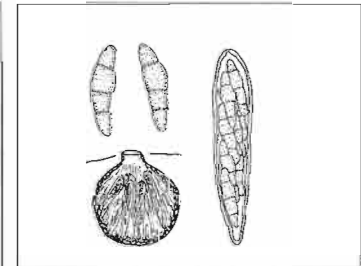


Ascocarpe et asques (x160)

Indication rapide



Septoria nodorum



Phaeosphaeria nodorum

Références

Baker, C.J. 1970. Influence of environmental factors on development of symptoms on wheat seedlings grown from seed infected with *Leptosphaeria nodorum*. *Trans. Br. Mycol. Soc.* 55 (3): 443-447.

CMI. 1966. *Descriptions of Pathogenic Fungi and Bacteria No. 86. Leptosphaeria nodorum*. CAB, UK.

Richardson, M.J. et Noble, M. 1970. *Septoria species on cereals - a note to aid their identification. Plant Pathology* 19: 159-163.

Wiese, M.V. 1977. *Compendium of Wheat Diseases*. APS Press, USA.

Zillinsky, F.J. 1983. *Common Diseases of Small Grain Cereals*. Mexico, CIMMYT.

La colonie sur semence est blanche, vert olive ou rose avec une apparence d'ouate dense. Les pycnides se trouvent au-dessous du mycélium sur la partie inférieure de la semence ou dans le tapis mycélien sur la surface du papier absorbant.

Occasionnellement des ascocarpes sphériques, brun moyen à noirs sont trouvés à l'intérieur des glumes entourant le grain; on peut les observer si la semence n'a pas été nettoyée proprement.

Note: Les semences de blé infecté sont échaudées.

Les pycnides sont sphériques, brun miel, et deviennent plus foncées; elles mesurent 140-200 μm de diamètre et ont des parois rugueuses, avec une ouverture qui fait légèrement saillie et mesure jusqu'à 25 μm de diamètre.

Les conidies sont hyalines, cylindriques, minces et filiformes, lisses, droites, parfois irrégulièrement courbes, le plus souvent avec 3 septas; elles ont les extrémités arrondies et mesurent 22-30 x 2-3 μm .

Les ascocarpes sont sphériques, brun moyen à noir, mesurent 150-200 μm de diamètre, avec une ouverture légèrement en saillie de 15 μm de diamètre.

Les asques sont en forme de massue, cylindriques ou courbes, avec une tige courte, contiennent 8 spores et mesurent 47-65 x 8-10 μm .

Les ascospores sont étroites vers les extrémités, presque hyalines à brun pâle, avec 3 cloisons, plus étroites au niveau des septas, l'avant dernière cellule étant gonflée; elles mesurent 19-23 x 4 μm .

Septoria nodorum est identifié par ses pycnides sphériques caractéristiques avec des conidies hyalines, droites ou légèrement courbes, aux extrémités arrondies et ayant 3 septas caractéristiques.

Les conidies sont plus courtes, plus épaisses et plus droites que dans n'importe quelle des autres espèces de *Septoria*; elles ont une à trois cloisons distinctes lorsqu'elles sont mûres.

Les pycnides sont moins caractéristiques que celles de *S. tritici*.

Les conidies sont libérées dans des gouttelettes gélatineuses blanches à roses, ou en colonnes émergeant à partir de l'ouverture de la pycnide lorsque celle-ci est humidifiée.

Phaeosphaeria nodorum est identifié par ses ascocarpes sphériques brun moyen à noirs avec des asques en forme de massue renfermant 8 ascospores fusiformes à 3 septas.

Stenocarpella macrospora (Earle) Sutton

Diplodia macrospora Earle

Macrodiplodia macrospora (Earle) Hohnel

Macrodiplodia zae (Schw.) Petrak & Sydow var. *macrospora* (Earle) Petrak

Stenocarpella zae Sydow

Maladie

Pourriture sèche, pourriture de l'épi à *Diplodia*, pourriture de la tige à *Diplodia*, strie de la feuille du maïs à *Diplodia macrospora*.

Distribution

Mondiale.

Importance

Pour la culture: Maladie mineure dans le sud-est des Etats Unis mais pertes plus importantes en Amérique Centrale. Incidence potentiellement plus élevée en cas de labour minimum.

Pour la quarantaine: Restrictions par l'EPPO (Europe) sur la liste A2 (présent dans une partie du pays, quarantaine nécessaire ailleurs) et par la NEPP0 (Proche Orient) sur la liste A1 (non présent dans le pays).

Note: La mycotoxine (-diplodiol) dans le grain est d'importance mineure.

Identification

169



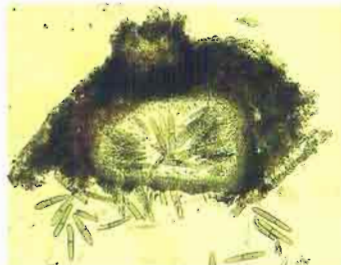
Colonie sur maïs (x8)

170



Colonie sur maïs (x64)

171



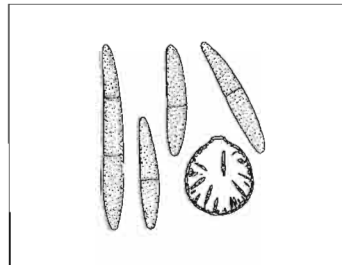
Pycnide et conidies (x160)

172



Conidies (x400)

Indication rapide



Technique de détection

Méthode du papier absorbant avec congélation (voir annexe A)

Références

CMI. 1966. *Descriptions of Pathogenic Fungi and Bacteria No. 83. Diplodia macrospora*. CAB, UK.

Latterell, F.M. et Rossi, A.E. 1983. *Stenocarpella macrospora* (= *Diplodia macrospora*) and *S. maydis* (= *D. maydis*) compared as pathogens of corn. *Plant Disease* 67 (7): 725-729.

Shurtleff, M.C. 1980. *Compendium of Corn Diseases*. APS Press, USA.

La colonie sur semence est grise avec une nuance blanche et de croissance lente. Des pycnides brun foncé à noir sont entremêlées au mycélium et au milieu de la surface de la semence.

Note: Les semences de maïs infectées sont grises avec des pycnides sur leurs côtés et leur extrémité.

Les pycnides sont brun foncé à noir, sphériques ou presque, et mesurent 200-300 μm de diamètre, avec une paroi multicellulaire et plus foncée autour de l'ouverture circulaire qui s'étend vers l'extérieur et mesure 30-40 μm de diamètre.

Les conidies sont brun pâle, à paroi lisse, droites ou courbes, avec 0-3 septas, et mesurent 44-82 x 7-12 μm .

Les espèces de *Stenocarpella* se distinguent par leurs conidies brun pâle, bicellulaires, droites à légèrement courbes.

S. macrospora est aisément reconnaissable de *S. maydis* qui existe aussi sur le maïs, par ses conidies plus grandes et avec 0-3 septas.

S. macrospora apparaît plus généralement distribué dans les climats chauds et humides que *S. maydis*.

Stenocarpella maydis (Berk.) Sutton

Diplodia maydis (Berk.) Sacc.

Sphaeria zeae Schw.

Hendersonia zeae (Schw.) Haszl.

Phaeostagonosporopsis zeae (Schw.) Woronichin

Sphaeria maydis Berk.

Diplodia zeae (Schw.) Lév.

Macrodiplodia zeae (Schw.) Petrak & Sydow

Diplodia zeae-maydis Mechtij.

Maladie

Pourriture de la tige à *Diplodia*, pourriture blanche de l'épi, pourriture sèche, brûlure des plantules causée par *Diplodia*, et diplodiose du maïs.

Distribution

Mondiale.

Importance

Pour la culture: Pertes mineures aux Etats Unis. Actuellement une maladie sérieuse en Afrique du Sud. Le temps humide, tard dans la saison, favorise la maladie.

Pour la quarantaine: Restrictions pour l'Egypte, en Israël; pour l'EPPO (Europe) sur la liste A2 (présent dans une partie du pays; quarantaine nécessaire ailleurs) et pour la NEPP0 (Proche Orient) sur la liste A1 (non présent dans le pays).

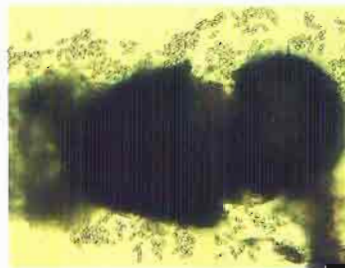
Identification

173



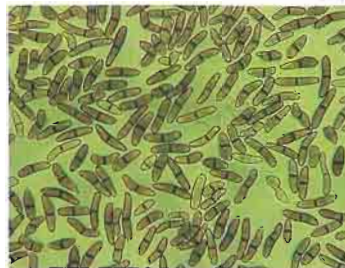
Colonie sur maïs (x8)

174



Pycnides et conidies (x160)

175



Conidies (x400)

Indication rapide



Technique de détection

Méthode du papier absorbant avec congélation (voir annexe A)

Références

CMI. 1966. *Descriptions of Pathogenic Fungi and Bacteria No. 84 Diplodia maydis*. CAB, UK.

Latterell, F.M. et Rossi, A.E. 1983. *Stenocarpella macrospora* (= *Diplodia macrospora*) and *S. maydis* (= *D. maydis*) compared as pathogens of corn. *Plant Disease* 67: 725-729.

Shurtleff, M.C. 1980. *Compendium of Corn Diseases*. APS Press, USA.

La colonie sur semence est grise avec une nuance blanche et de croissance lente. Des pycnides noires sont entremêlées au mycélium et au milieu de la surface de la semence.

Les pycnides sont sphériques ou en forme de bouteille, brun foncé à noires, de 150-300 µm de diamètre, avec une paroi multicellulaire et plus foncée autour de l'ouverture circulaire qui s'étend vers l'extérieur et mesure 40 µm de diamètre.

Les conidies sont brun olive, droites ou légèrement courbes, bicellulaires, à la paroi lisse et mesurent 5-8 x 15-34 µm.

Les espèces de *Stenocarpella* se distinguent par leurs conidies brun pâle, bicellulaires, droites à légèrement courbes.

S. maydis se distingue de *S. macrospora* qui existe aussi sur le maïs, uniquement par ses conidies plus petites.

S. maydis apparaît moins distribué dans les climats chauds et humides que *S. macrospora*.

Chaetomium Kunze

Maladie

Aucune.

Distribution

Mondiale.

Importance

Pour la culture: Aucune. Saprophyte commun et envahisseur secondaire.

Pour la quarantaine: Aucune connue.

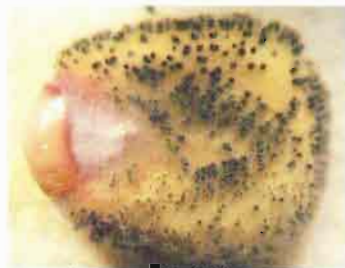
Note: Les semences dont le pouvoir germinatif est amoindri sont parfois sévèrement contaminées par *Chaetomium*.

Technique de détection

Méthode du papier absorbant avec congélation (voir annexe A)

Identification

176



Colonie sur maïs (x8)



Périthèce (x160)



Périthèces sur maïs (x64)

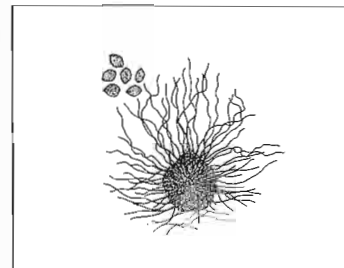
177



Ascospores (x400)

178

Indication rapide



Références

- Malone, J.P. et Muskett, A.E. 1964. Seed-borne fungi - description of 77 fungus species. *Proc. Int. Seed Test. Assoc.* 29 (2): 179-384.
- Skolko, A.J. et Groves, J.W. 1953. Notes on seed-borne fungi VII. *Chaetomium*. *Can. J. Bot.* 31: 779-809.
- Shurtleff, M.C. 1980. *Compendium of Corn Diseases*. APS Press, USA.
- von Arx, J.A., Dreyfuss, M. et Muller, E. 1984. A reevaluation of *Chaetomium* and the *Chaetomiaceae*. *Persoonia* 12 (2): 169-179.

La colonie sur semence est blanche avec une densité de mycélium variable allant de clairsemé à dense.

Les périthèces se trouvent en surface de la semence en dessous du mycélium aérien blanc.

Les périthèces sont sphériques ou allongés, avec une ouverture et une paroi foncée, membraneuse, cellulaire, recouverte de poils reconnaissables de différents types.

Les asques sont hyalins, en général en forme de massue mais parfois de forme cylindrique, et contiennent huit ascospores.

Les ascospores sont unicellulaires et dans la plupart des cas en forme de citron; elles sont expulsées à travers l'ouverture soit sous forme d'une masse parmi les poils soit sous forme d'une colonne, selon les conditions.

Les colonies des espèces *Chaetomium* sont facilement reconnaissables par la présence de périthèces recouverts de beaucoup de poils raides et foncés.

Claviceps

Claviceps purpurea (Fr.) Tul.

Claviceps gigantea Fuentes et al.

Maladie

Ergot du blé (*C. purpurea*) et du maïs (*C. gigantea*).

Distribution

C. purpurea: Mondiale, mais plus répandu dans les climats tempérés froids.

C. gigantea: Mexique. Confiné aux hautes vallées humides du Mexique central.

Importance

Pour la culture: Les pertes au niveau de la production sont moins sérieuses que les pertes dues à la baisse de qualité du grain. L'ergot du maïs est très rarement rencontré.

Pour la quarantaine: Restrictions de la plupart des pays pour *C. purpurea*.

Note: Les alcaloïdes trouvés dans les sclérotés de *C. purpurea* sont toxiques pour l'homme et les animaux.

Identification

180



Epi de blé infecté par *C. purpurea*

181



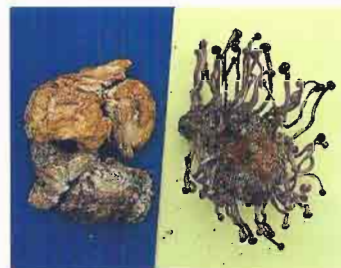
Semences de maïs infectées par *C. gigantea*

182



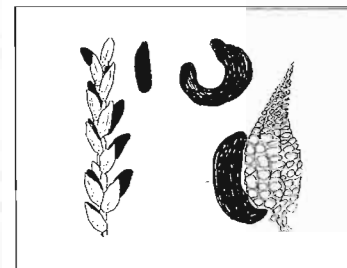
Stromas se développant sur les sclérotés de *C. purpurea*

183



Stromas se développant sur les sclérotés de *C. gigantea*

Indication rapide



Technique de détection

Examen visuel

Références

Fuentes, S.F., de Lourdes de la Isla, M., Ullstrup, A.J. et Rodriguez, A.E. 1964. *Claviceps gigantea*, a new pathogen of maize in Mexico. *Phytopathology* 54 (4): 379-381.

McGee, D.C. 1988. *Maize Diseases: A Reference Source for Seed Technologists*. APS Press, USA.

Ullstrup, A.J. 1973. Maize ergot: a disease with a restricted ecological niche. *PANS* 19 (3): 389-391.

Wiese, M.V. 1977. *Compendium of Wheat Diseases*. APS Press, USA.

Les sclérotés de *C. purpurea* sont pourpre noir, en forme de corne (ergots) avec un contenu blanc gris; ils remplacent un ou plusieurs grains dans l'épi et mesurent 2 à 20 mm. Ils sortent des glumes comme des épillets mûrs et sont jusqu'à quatre fois plus grands que les semences normales.

Les sclérotés de *C. gigantea* sont initialement de couleur blanc à crème, mous, gluants et creux. Plus tard ils deviennent durs et cornus, blancs à bruns, et ils ressemblent souvent à une dent de cheval.

Note: Les semences de l'épi de maïs adjacentes à celles remplacées par les sclérotés de *C. gigantea* sont ratatinées et deviennent couleur café.

C. purpurea

Les sclérotés germent pour former un ou plusieurs stromas blancs, en forme de tige. Ils foncent avec l'âge et atteignent 5-20 mm de longueur avec des périthèces en forme de bouteille enveloppés dans l'apex qui ressemble à un bouton.

Les périthèces ont 150-200 µm, se dressent légèrement à partir du stroma et contiennent de nombreux asques hyalins en forme de massue. Les ascospores sont filiformes, avec 3-7 septas, sont au nombre de 8 par asque et mesurent approximativement de 0.6 x 60 µm.

Les conidies à partir du stade mielleux ont 2-3 x 4-6 µm, sont unicellulaires, hyalines, ovales et courbes.

C. gigantea

Les périthèces sont arrangés en têtes stromatiques. Les ascospores sont hyalines, non cloisonnées et mesurent 176-186 x 1-2 µm.

Les macroconidies sont ovales et mesurent 8-27 x 4-6 µm. Les microconidies sont ovales et mesurent 4-7 x 2-4 µm.

Claviceps peut facilement être identifié par examen visuel. Les semences sont remplacées par des sclérotés qui sont jusqu'à quatre fois plus longs que les semences normales; ils sont de couleur bleu noir et blanc à crème pour le blé et le maïs respectivement.

Melanospora Corda

Maladie

Aucune.

Distribution

Universelle.

Importance

Pour la culture: Impact négligeable; saprophyte commun.

Pour la quarantaine: Aucune connue.

Technique de détection

Méthode du papier absorbant avec congélation (voir annexe A)

Identification

184



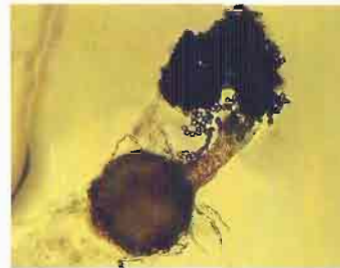
Colonie sur maïs avec *Fusarium graminearum* (x8)

185



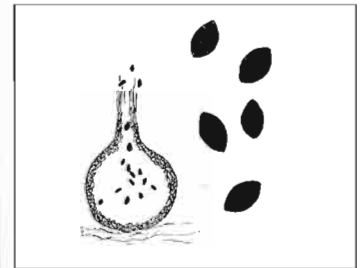
Périthèces sur maïs (x64)

186



Périthèces et ascospores (x160)

Indication rapide



Références

Malone, J.P. et Muskett, A.E. 1964.
Seed-borne fungi - description of
77 fungus species. *Proc. Int. Seed
Test. Assoc.* 29 (2): 179-384.

La colonie sur semence comprend un mycélium blanc avec des périthèces dorés à bruns enveloppés à la surface de la semence et du papier absorbant.

Les périthèces sont jaune doré à brun, sphériques avec de longs cols; la paroi du périthèce est cellulaire et couverte d'hyphes cotonneuses. Les cols ont 45-55 μm de large à la base, s'effilant légèrement et se terminant en une brosse de projections émoussées, d'à peu près la moitié de la longueur du col. Les périthèces mesurent 125-230 μm de diamètre; la longueur totale incluant le col et les projections est de 358-525 μm .

Les asques sont en forme de massue, mesurent 65 x 35 μm et contiennent 8 spores disposées irrégulièrement. Les asques se désintègrent rapidement et ne sont aperçues que dans les périthèces jeunes.

Les ascospores sont en forme de citron, mesurent 15-22 x 11-15 μm et sont de couleur brun foncé à pratiquement noir. Les ascospores libres sont repoussées vers le haut du col du périthèce et apparaissent comme une masse parmi les projections ou comme une colonne.

Des périthèces brun jaune doré avec de longs cols terminés par une brosse de poils émoussés; des colonnes libres ou des masses d'ascospores en forme de citron et de couleur brun foncé à noir.

Sordaria Ces. & de Not.

Maladie

Aucune.

Distribution

Mondiale.

Importance

Pour la culture: Aucune.

Pour la quarantaine: Aucune connue.

Technique de détection

Méthode du papier absorbant avec congélation (voir annexe A)

Identification

187



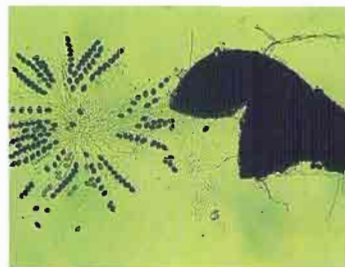
Colonie sur blé (x8)

188



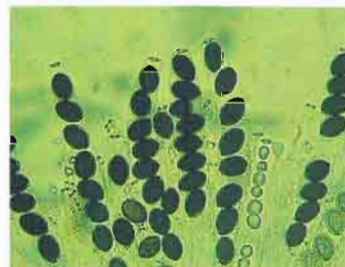
Ascocarpes sur blé (x32)

189



Périthèce, asques et ascospores (x100)

190



Asques et ascospores (x100)

Indication rapide



Références

Malone, J.P. et Muskett, A.E. 1964.
Seed-borne fungi - description of
77 fungus species. *Proc. Int.
Seed Test. Assoc.* 29 (2): 179-
384.

La colonie sur semence possède un mycélium blanc gris à croissance lente et une production de grands ascocarpes noirs sphériques exsudant des ascospores noires brillantes.

Les périthèces sont grands, noirs, sphériques, d'une largeur de 250 μm , avec un col cylindrique (110 μm de long et 100 μm de large) et quelques poils hyalins.

Les asques sont cylindriques, avec une tige courte et un pore au sommet, mesurent 160-190 x 16-18 μm et contiennent 8 ascospores.

Les ascospores sont noires brillantes, en forme de citron, souvent plus pointues à une extrémité et mesurent 15-22 x 11-12 μm .

Des ascocarpes grands et sphériques avec des ascospores noires brillantes, en forme de citron.

Sporisorium reilianum (Kühn) Langdon Fullerton

Sphacelotheca reiliana (Kühn) Clint.

Ustilago reiliana Kühn

Sorosporium reilianum (Kühn) McAlp.

Maladie

Charbon de la tête du maïs.

Distribution

Mondiale.

Importance

Pour la culture: Les pertes sont généralement mineures, mais des pertes à la récolte allant de 30 à 50 % ont été reportées dans certains champs.

Pour la quarantaine: Restrictions pour l'Égypte et le Chili.

Technique de détection

Méthode de lavage des semences et filtration (voir annexe A)

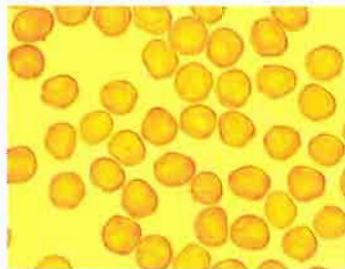
Identification

191



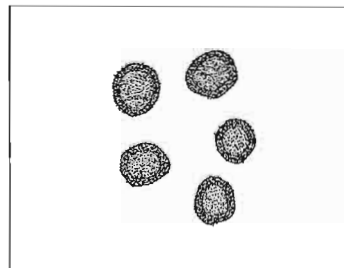
Epi de maïs infecté (x4)

192



Téliospores (x400)

Indication rapide



Références

CMI. 1965. Descriptions of Pathogenic Fungi and Bacteria No. 73. *Sphacelotheca reiliana*. CAB, UK.

CMI. 1965. Descriptions of Pathogenic Fungi and Bacteria No. 74. *Sphacelotheca sorghi*. CAB, UK.

McGee, D.C. 1988. *Maize Diseases: A Reference Source for Seed Technologists*. APS Press, USA.

Shurtleff, M.C. 1980. *Compendium of Corn Diseases*. APS Press, USA.

Les sores détruisant les inflorescences sont chacun d'abord couverts d'un manteau de tissu fongique externe qui se désintègre rapidement en 'cellules stériles' sphériques à subsphériques, hyalines ou jaunâtres de 5-15 µm de diamètre.

La masse de spores est d'aspect poudreux, brun foncé et se disperse rapidement pour montrer une masse de brins vasculaires de l'hôte embrouillée ou, rarement, un seul brin central.

Les téliospores sont sphériques à subsphériques ou quelque peu angulaires, de couleur jaune pâle à brun rougeâtre foncé à noir, très épineuses et mesurent 9-14 µm de diamètre.

Les téliospores germent pour former des sporidies basales ou latérales qui sont petites, hyalines, unicellulaires et mesurent 7-15 µm de diamètre.

Les téliospores de *S. reilianum* peuvent être distinguées des téliospores de *S. cruenta* et de *S. sorghi* par leurs parois manifestement épineuses et leur plus grand diamètre.

Tilletia caries (DC.) Tulasne

Uredo caries de Candolle

Tilletia tritici (Bjerk.) Wolf

Maladie

Carié commune, carié ou charbon puant du blé.

Distribution

Mondiale. Apparaît dans la plupart des pays où le blé est cultivé.

Importance

Pour la culture: Réduction de la récolte et de la qualité du grain. Moins fréquente et généralement moins préjudiciable sur les blés de printemps que sur les blés d'hiver.

Pour la quarantaine: Restrictions pour le Burundi et l'Égypte. Placé par le IAPSC (Afrique) sur la liste A2 (présent dans une partie du pays; quarantaine nécessaire ailleurs) et par la NEPP (Proche Orient) sur la liste A1 (non présent dans le pays).

Tilletia laevis Kühn

Erysibe foetida Wallr.

Ustilago foetens Berk. & Curt.

Tilletia foetens (Berk. & Curt.) Shroter

Tilletia foetens (Berk. & Curt.) Tcel.

Tilletia foetida (Wallr.) Liro

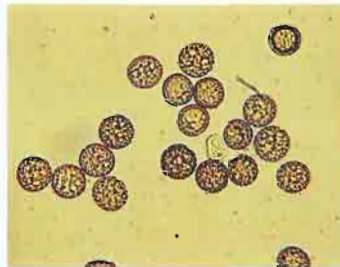
Identification

193



Semences de blé infectées par *T. caries* et *T. laevis* (x4)

194



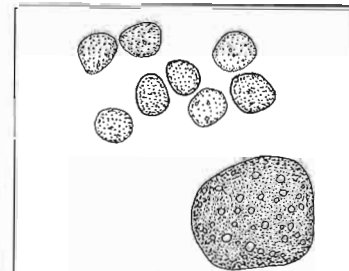
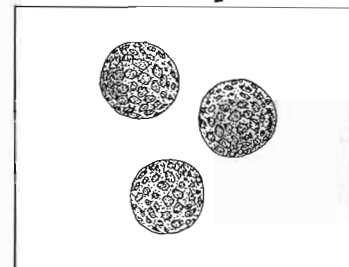
Téliospores de *T. caries* (x400)

195



Téliospores de *T. laevis* (x400)

Indication rapide



Technique de détection

Méthode de lavage de la semence et filtration (voir annexe A)

Références

CMI. 1981. Descriptions of Pathogenic Fungi and Bacteria No. 719. *Tilletia caries*. CAB, UK.

CMI. 1981. Descriptions of Pathogenic Fungi and Bacteria No. 720. *Tilletia foetida*. CAB, UK.

Duran, R. et Fischer, G.W. 1961. *The Genus Tilletia*. Washington State University, USA.

Wiese, M.V. 1977. *Compendium of Wheat Diseases*. APS Press, USA.

Zillinsky, F.J. 1983. *Common Diseases of Small Grain Cereals*. CIMMYT, Mexico.

Les sores qui remplissent le grain de téliospores dans les ovaires, sont en partie dissimulés par les glumes; ils ont 4-8 mm de long et un diamètre similaire aux grains non infectés.

La masse de spores est poudreuse, de couleur brun rougeâtre à noirâtre, et est composée de téliospores et de cellules stériles.

Les boules de caries émettent une forte odeur de poisson lorsqu'elles sont écrasées et ont une apparence foncée.

Note: *T. caries* et *T. laevis* sont très semblables par leurs caractéristiques morphologiques, leur cycle vital, le développement de la maladie, et par l'existence de races physiologiques.

Les téliospores de *T. caries* sont sans enveloppe, sphériques ou subsphériques à ovales; de couleur brun clair à brun rougeâtre, elles ont 14-23 μm de diamètre et un fin réseau de formes polygonales sur leurs parois.

Les téliospores de *T. laevis* sont sans enveloppe, sphériques ou subsphériques à ovales et brun olive; mesurant 13-25 μm de diamètre, elles ont des parois lisses à trouées superficiellement, souvent avec un court fragment de mycélium attaché.

Les cellules stériles mélangées aux téliospores sont sphériques, hyalines, avec une paroi fine, lisses et mesurent 10-20 μm de diamètre.

T. caries et *T. laevis* diffèrent légèrement par la forme des téliospores et par la texture des parois des téliospores. *Tilletia caries* produit des boules sphériques ou en forme de grains avec des parois ressemblant légèrement à un réseau. *T. laevis* produit des boules sphériques à plus oblongues ou irrégulières avec des parois lisses.

Les téliospores de *T. laevis* sont facilement distinguées des autres caries ou charbons couvrants du blé par leurs parois manifestement lisses.

Les téliospores de *T. caries* ressemblent à celles de *T. controversa* mais ont un réseau plus fin de formes polygonales et ne sont pas entourées d'une enveloppe. Les téliospores de *T. caries* sont facilement distinguées des téliospores de *T. indica* qui sont beaucoup plus grandes, plus foncées et fortement rugueuses.

Tilletia controversa Kühn

Tilletia brevifaciens Fischer

Maladie

Carie naine du blé d'hiver.

Distribution

Europe (sauf Espagne et Royaume Uni), Afrique du Nord, Asie de l'Est, Amérique du Nord, Argentine et Uruguay.

Importance

Pour la culture: Les pertes de rendement sont moins sérieuses que les pertes dues à la baisse de qualité du grain pour les marchés d'exportation. L'agent pathogène se présente là où le blé d'hiver subit un enneigement prolongé sur un sol non gelé.

Pour la quarantaine: Restrictions par la Chine, la Turquie et le Mexique; placé par la NEPPO (Proche Orient) sur la liste A1 (non présent dans le pays) et par l'EPPO (Europe) et le IAPSC (Afrique) sur la liste A2 (présent dans une partie du pays; quarantaine nécessaire

aill. :).

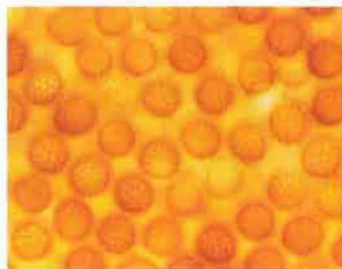
Identification

196



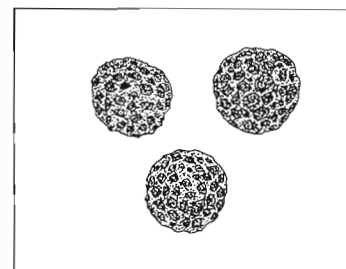
Semences de blé infectées (x4)

197



Téliospores (x400)

Indication rapide



Technique de détection

Filtration d'un lavage de semences (voir annexe A)

Références

CMI. 1981. Descriptions of Pathogenic Fungi and Bacteria No. 746 . *Tilletia controversa*. CAB, UK.

Duran, R. et Fischer, G.W. 1961. *The Genus Tilletia*. Washington State University, USA.

Trione, E.J. 1982. Dwarf bunt of wheat and its importance in international wheat trade. *Plant Disease* 66 (11): 1083-1088.

Wiese, M.V. 1977. *Compendium of Wheat Diseases*. APS Press, USA.

Sur la plupart des hôtes, les sores qui sont situés dans les ovaires et remplissent le grain de spores, sont un peu plus grands que les grains non infectés; ils sont dès lors en partie dissimulés par les glumes.

La masse de spores est poudreuse, de couleur rougeâtre pâle à foncée à brun noirâtre; elle est composée de spores mélangées à des cellules stériles.

Les téliospores sont sphériques à subsphériques, de couleur brun jaunâtre à rougeâtre et mesurent 16-25 μm de diamètre; elles ont des parois avec un réseau fortement sculpté de formes polygonales - 1-3 μm de haut et 3-5 μm en largeur. Une enveloppe existe et est généralement peu apparente, s'étendant légèrement au delà de la sculpture de la paroi, ou rarement jusqu'à 5 μm d'épaisseur.

Les cellules stériles sont sphériques, hyalines, à la paroi mince, lisses, mesurent 10-18 μm de diamètre et sont occasionnellement enfermées dans une enveloppe.

Les téliospores de *T. controversa* ressemblent à celles de *T. caries* mais sont plus profondément creusées et sont entourées d'une enveloppe fragile.

Les téliospores sont aussi facilement distinguées de celles de *T. indica* qui sont plus grandes, plus foncées et grossièrement rugueuses.

Tilletia indica Mitra

Neovossia indica (Mitra) Mundkur

Maladie

Carie de Karnal (carie partielle) du blé.

Distribution

Inde, Pakistan, Népal, Afghanistan, Irak et Mexique.

Importance

Pour la culture: Les récoltes de grain en Inde et au Mexique, globalement, ne sont pas significativement atteintes; cependant une haute incidence de grains infectés a occasionnellement causé des réductions de qualité significatives.

Pour la quarantaine: Des réglementations strictes de quarantaine sont appliquées par de nombreux pays. Restrictions pour Chypre, la Chine, le Canada, le Mexique, les Etats Unis, et par l'EPPO (Europe), la COSAVE (Afrique du Sud), le IAGC (Asie) et la NE-PO (Népal, Indonésie).

Identification

198



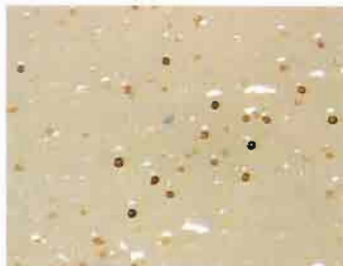
Semences infectées (x4)

199



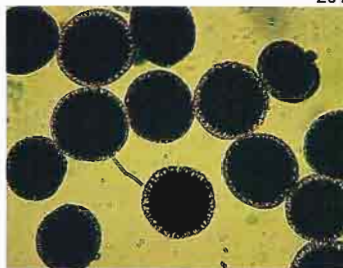
Semences infectées trempées dans une solution à 0.2 % de NaOH (x8)

200



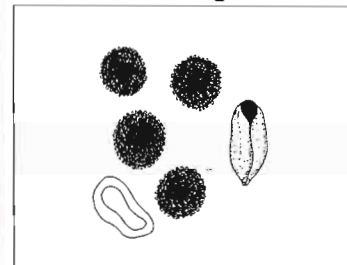
Téliospores sur filtre sous microscope à dissection (x64)

201



Téliospores (x400)

Indication rapide



qui tous placent l'agent pathogène sur la liste A1 (non présent dans le pays).

Technique de détection

Filtration d'un lavage de semences (voir annexe A)

Références

Warham, E.J. 1986. Karnal bunt disease of wheat: A literature review. *Tropical Pest Management* 32 (3): 229-242.

CMI. 1983. Descriptions of pathogenic fungi and bacteria No. 748, *Tilletia indica*. CAB, UK.

Agarwal, V.K. et Verma, H.S. 1982. A simple technique for the detection of Karnal bunt infection in wheat seed samples. *Seed Res.* 11: 100.

L'infection commence toujours à l'extrémité de la semence où se trouve l'embryon et s'étend le long du sillon de la semence.

La maladie est confinée à l'endosperme qui est finalement converti en une masse de téliospores noires. Cependant des parties importantes du péricarpe et en général de l'endocarpe aussi, restent en général intactes (de là le nom de "carie partielle"). Les infections se produisant tard dans le développement de la semence ne progressent jamais plus loin que le site initial et sont difficiles à observer à l'oeil nu sur des échantillons de semence secs.

Cependant, le trempage de ces semences dans une solution aqueuse de NaOH à 0.2% pendant 24 heures produit un blanchiment modéré de l'endosperme qui fait ressortir de manière fort contrastée les points noircis par l'infection.

Les téliospores mûres de *T. indica* sont par comparaison grands, plus ou moins sphériques, et très foncés (les immatures étant de couleur plus claire). Le diamètre moyen des spores mûres, en incluant l'enveloppe, mesure ordinairement 33-40 µm.

Les spores humidifiées peuvent être facilement vues sous un microscope à dissection; cependant l'examen sous microscope optique est nécessaire pour confirmer l'identification.

Existence de grains partiellement infectés avec des masses de spores foncées. L'infection commence *toujours* à l'extrémité du côté de l'embryon et s'étend le long du pli dans l'endosperme.

Existence de grandes spores foncées avec enveloppes. L'enveloppe qui est généralement présente mais peut ne pas être évidente dans l'eau seulement, aide à distinguer les spores de *T. indica* de celles des autres espèces de champignons (par ex. *Epicoccum*) ainsi que des particules inorganiques sphériques. Les échantillons peuvent être mouillés avec une solution aqueuse de KOH à 1-3 % pour favoriser l'expansion de l'enveloppe.

Ustilago maydis (DC.) Corda

Uredo maydis DC.

Uredo zae Schw.

Ustilago zae-mays Magnus

Ustilago zae (Schw.) Unger



Maladie

Charbon commun du maïs.

Distribution

Mondiale.

Importance

Pour la culture: Des pertes importantes peuvent survenir chez les variétés susceptibles. Le maïs doux est plus susceptible que le maïs commun. La maladie est favorisée par des conditions sèches et des températures de 26-34°C.

Pour la quarantaine: Aucune connue.

Note: Les téliosporos, en plus d'induire des troubles allergiques chez l'homme, sont toxiques tant pour l'homme que pour les animaux.



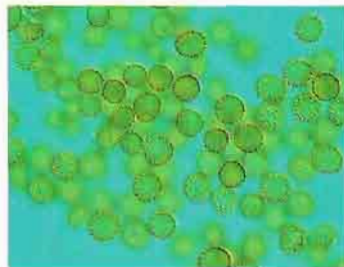
Identification

202



Epi de maïs infecté

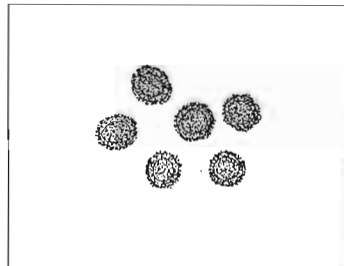
203



Téliosporos (x400)



Indication rapide



Technique de détection

Filtration d'un lavage de semences (voir annexe A)

Références

CMI. 1965. Descriptions of pathogenic fungi and bacteria No. 79, *Ustilago maydis*. CAB, UK.

McGee, D.C. 1988. *Maize Diseases: A Reference Source for Seed Technologists*. APS Press, USA.

Shurtleff, M.C. 1980. *Compendium of Corn Diseases*. APS Press, USA.

Les sores situés dans les inflorescences, les feuilles et les tiges, sont des gonflements irréguliers de moins de 1 cm à plus de 10 cm de long; ils sont au début limités par une membrane du champignon et du tissu hôte de couleur blanche, crème ou verdâtre, qui se rompt rapidement.

La masse de spores est poudreuse et de couleur brun très foncé.

Les téliospires sont brun olive à noir, sphériques à subsphériques, avec des épines proéminentes émoussées; elles mesurent 8-12 μm de diamètre.

Les téliospires germent suite à la formation d'un promycélium avec quatre sporidies ou plus, hyalines, minces et filiformes.

Des téliospires très petites, noires, sphériques, mesurant 8-12 μm de diamètre.

Ustilago nuda (Jensen) Rostrup

Uredo carbo DC.

Ustilago segetum (Pers.) Ditmar

Ustilago tritici (Pers.) Rostrup

Maladie

Charbon nu du blé et de l'orge.

Distribution

Mondiale.

Importance

Pour la culture: Les pertes sont normalement inférieures à 1% des épis de la culture mais l'introduction d'un cultivar susceptible comme dans le cas de la culture d'orge en Grande Bretagne en 1969 peut faire augmenter l'infection jusqu'à 20 %. Ce sont les cultures de printemps qui sont généralement affectées.

Pour la quarantaine: Restrictions pour le Mexique et les autres pays.

Technique de détection

Technique de coloration de l'embryon

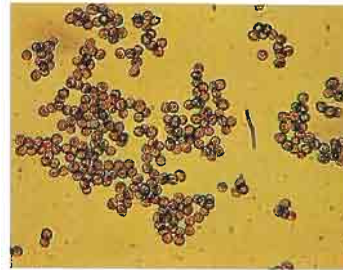
Identification

204



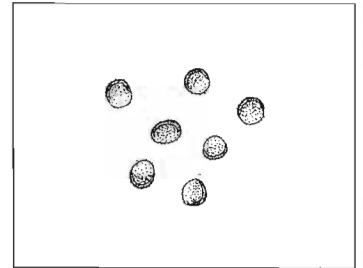
Epi d'orge infecté

205



Téliospores (x400)

Indication rapide



Références

CMI. 1970. Descriptions of pathogenic fungi and bacteria No. 280, *Ustilago nuda*. CAB, UK.

Malone, J.P. et Muskett, A.E. 1964. Seed-borne fungi - description of 77 fungus species. *Proc. Int. Seed Test. Assoc.* 29 (2): 179-384.

Zillinsky, F.J. 1983. *Common Diseases of Small Grain Cereals*. CIMMYT, Mexico.

Les sores remplacent les ovaires dans les épillets et sont temporairement protégés par une fine membrane mais ils sont dispersés à maturité; cela laisse le rachis dénudé.

La masse de spores est poudreuse et de couleur brun olive.

Note: La semence infectée peut être réduite en taille et plus légère que la semence saine.

Les téliosporos sont sphériques à subsphériques ou parfois irrégulières, brun jaune pâle et de couleur plus claire sur l'un des côtés; elles mesurent 5-9 µm de diamètre. Elles possèdent de courtes épines sur leur surface, celles-ci étant plus visibles sur le côté pâle.

Les téliosporos en germination produisent un promycélium à quatre compartiments mais pas de sporidies.

Des téliosporos très petites, mesurant 5-10 µm de diamètre.

Ustilago nuda se distingue de l'agent pathogène *U. avenae*, le charbon nu noir, par l'absence de production de sporidies sur le milieu agar pomme de terre dextrose.

Des épines courtes sur les parois des spores de *U. nuda* et *U. avenae* distinguent immédiatement ces espèces de *U. hordei* qui possède lui des parois lisses.

Rhizopus Ehrenb.

Maladie

Pourriture de l'épi de maïs à *Rhizopus*.

Distribution

Mondiale.

Importance

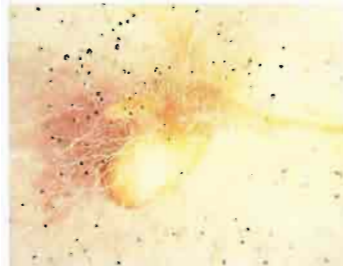
Pour la culture: Pertes mineures d'importance non significative. Peut être important dans le complexe de pourritures de stockage en conditions d'humidité et de température élevées.

Pour la quarantaine: Aucune connue.

Note: La croissance de *Rhizopus*, à partir de la semence, survient fréquemment dans les tests de germination au laboratoire mais cela ne semble pas affecter les résultats.

Identification

206



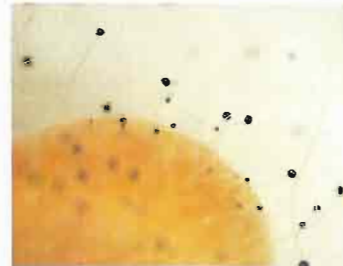
Colonie sur blé (x8)

207



Colonie sur maïs (x8)

208



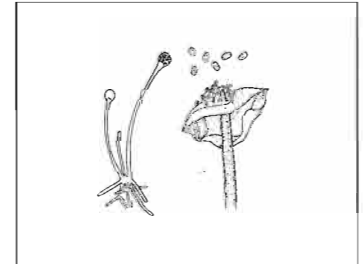
Sporangiofores (x20)

209



Sporangiofores et spores (x100)

Indication rapide



Technique de détection

Méthode du papier absorbant avec congélation (voir annexe A)

Références

CMI. 1977. Descriptions of Pathogenic Fungi and Bacteria No. 524, *Rhizopus stolonifer*. CAB, UK.

CMI. 1977. Descriptions of Pathogenic Fungi and Bacteria No. 525, *Rhizopus oryzae*. CAB, UK.

McGee, D.C. 1988. *Maize Diseases: A Reference Source for Seed Technologists*. APS Press, USA.

Malone, J.P. et Muskett, A.E. 1964. Seed-borne fungi - description of 77 fungus species. *Proc. Int. Seed Test. Assoc.* 29 (2): 179-384.

La colonie sur la semence s'étend rapidement au moyen de stolons avec formation d'un abondant mycélium lâche et gris.

Les stolons produisent de nombreux sporangiophores bruns et des rhizoïdes.

Note: Le champignon est tellement commun sur les semences de maïs que les tests pour les autres agents pathogènes impliquent souvent des mesures de précaution pour éviter la croissance de *Rhizopus*, par exemple par une stérilisation de la semence en surface avec de l'hypochlorite de sodium.

Les stolons sont hyalins devenant bruns vers les noeuds près desquels un septum peut apparaître.

Les rhizoïdes sont courts, bruns et parfois absents.

Les sporangiophores, qui s'élèvent solitaires ou en petits groupes depuis les noeuds sur les stolons, sont bruns, lisses ou légèrement rugueux, non cloisonnés; ils mesurent 1000-3500 µm de long et jusqu'à 34 µm de large.

Les sporanges sont sphériques, d'abord blancs mais plus tard noirs et mesurent 100-350 µm de diamètre avec de nombreuses spores.

Les columelles sont brun clair, subsphériques, mesurent 63-224 x 70-140 µm et sont en forme de parapluie lors de la déhiscence.

Les sporangiospores sont jaunâtres à brun clair, sphériques ou ovales, avec des stries longitudinales et mesurent 5-8 x 20-26 µm.

Les sporanges forcés et sphériques peuvent facilement être vus avec un faible grossissement (par ex. au microscope binoculaire à dissection) ce qui permet l'identification de *Rhizopus* sans enlever le couvercle.

Souvent mentionné comme la moisissure à épingles parce que les sporanges ressemblent à des têtes d'épingles noires et sont largement dispersés dans un mycélium laineux.

Index des organismes

	Page						
<i>Acremoniella</i>	25	<i>Cladosporium</i>	32	<i>Drechslera maydis</i>	15	<i>Fusarium graminearum</i>	5
<i>Acremonium strictum</i>	26	<i>Claviceps</i>	55	<i>Drechslera rostrata</i>	23	<i>Fusarium roseum</i>	5
<i>Acremonium kiliense</i>	26	<i>Claviceps purpurea</i>	55	<i>Drechslera sorokiniana</i>	16	<i>Fusarium moniliforme</i>	6
<i>Alternaria</i>	27	<i>Claviceps gigantea</i>	55	<i>Drechslera turcica</i>	24	<i>Fusarium nivale</i>	12
<i>Arthrinium</i>	28	<i>Cochliobolus carbonum</i>	19	<i>Drechslera victoriae</i>	18	<i>Fusarium oxysporum</i>	7
<i>Aspergillus flavus</i>	29	<i>Cochliobolus cynodontis</i>	13	<i>Drechslera zeicola</i>	19	<i>Fusarium poae</i>	8
<i>Aspergillus niger</i>	30	<i>Cochliobolus hawaiiensis</i>	14			<i>Fusarium sambucinum</i>	9
<i>Aspergillus parasiticus</i>	29	<i>Cochliobolus heterostrophus</i>	15	<i>Epicoccum nigrum</i>	33	<i>Fusarium scirpi</i>	4
		<i>Cochliobolus sativus</i>	16	<i>Epicoccum purpurascens</i>	33	<i>Fusarium tricinctum</i>	10
<i>Bipolaris cynodontis</i>	13	<i>Cochliobolus spicifer</i>	17	<i>Erysibe foetida</i>	59	<i>Fusarium verticillioides</i>	6
<i>Bipolaris hawaiiensis</i>	14	<i>Cochliobolus victoriae</i>	18	<i>Exserohilum rostratum</i>	23	<i>Fusisporium avenaceum</i>	1
<i>Bipolaris maydis</i>	15	<i>Curvularia</i>	20	<i>Exserohilum turcicum</i>	24	<i>Fusisporium culmorum</i>	3
<i>Bipolaris rostrata</i>	23	<i>Curvularia spicifera</i>	17				
<i>Bipolaris sorokiniana</i>	16			<i>Fusarium aquaeductuum</i>		<i>Gibberella fujikuroi</i>	6
<i>Bipolaris spicifera</i>	17	<i>Depazea nodorum</i>	51	var. <i>dimerum</i>	11	<i>Gibberella intricans</i>	4
<i>Bipolaris victoriae</i>	18	<i>Diplodia macrospora</i>	52	<i>Fusarium avenaceum</i>	1	<i>Gibberella moniliforme</i>	6
<i>Bipolaris zeicola</i>	19	<i>Diplodia maydis</i>	53	<i>Fusarium citriforme</i>	10	<i>Gibberella pulicaris</i>	9
<i>Botryodiplodia</i>	48	<i>Diplodia zeae</i>	53	<i>Fusarium crookwellense</i>	2	<i>Gibberella zeae</i>	5
<i>Botrytis</i>	31	<i>Diplodia zeae-maydis</i>	53	<i>Fusarium culmorum</i>	3	<i>Gonatobotrys</i>	34
		<i>Drechslera avenacea</i>	21	<i>Fusarium dimerum</i>	11	<i>Gonatobotrys simplex</i>	34
<i>Cephalosporium acremonium</i>	26	<i>Drechslera cynodontis</i>	13	<i>Fusarium episphaeria</i>	11	<i>Gonatobotrys zeae</i>	34
<i>Cephalosporium madurae</i>	26	<i>Drechslera dematioidea</i>	22	<i>Fusarium equiseti</i>	4		
<i>Chaetomium</i>	54	<i>Drechslera hawaiiensis</i>	14				

<i>Helminthosporium acrothecioides</i>	16	<i>Macrodiplodia macrospora</i>	52	<i>Rhinotrichum</i>	40	<i>Tilletia foetida</i>	59
<i>Helminthosporium avenae</i>	21	<i>Macrodiplodia zeae</i>		<i>Rhizopus</i>	64	<i>Tilletia laevis</i>	59
<i>Helminthosporium avenaceum</i>	21	var. <i>macrospora</i>	52			<i>Tilletia indica</i>	61
<i>Helminthosporium californicum</i>	16	<i>Macrodiplodia zeae</i>	53	<i>Selenosporium tricinctum</i>	10	<i>Tilletia tritici</i>	59
<i>Helminthosporium carbonum</i>	19	<i>Macrophoma hennebergii</i>	51	<i>Selenosporium equiseti</i>	4		
<i>Helminthosporium cynodontis</i>	13	<i>Melanospora</i>	56	<i>Septoria nodorum</i>	51	<i>Torula</i>	43
<i>Helminthosporium dematioideum</i>	22	<i>Microdochium dimerum</i>	11	<i>Setosphaeria turcica</i>	24	<i>Trichoderma</i>	44
<i>Helminthosporium hawaiiense</i>	14	<i>Microdochium nivale</i>	12	<i>Setosphaeria rostrata</i>	23	<i>Trichothecium roseum</i>	45
<i>Helminthosporium inconspicuum</i>	24	<i>Monilia</i>	35	<i>Sordaria</i>	57		
<i>Helminthosporium maydis</i>	15	<i>Monographella nivalis</i>	12	<i>Sorosporium reilianum</i>	58	<i>Ulocladium</i>	46
<i>Helminthosporium rostratum</i>	23	<i>Myrothecium</i>	36	<i>Sphacelotheca reiliana</i>	58	<i>Uredo carbo</i>	63
<i>Helminthosporium sativum</i>	16			<i>Sphaeria maydis</i>	53	<i>Uredo caries</i>	59
<i>Helminthosporium sorokinianum</i>	16	<i>Neovossia indica</i>	61	<i>Sphaeria zeae</i>	53	<i>Uredo maydis</i>	62
<i>Helminthosporium spiciferum</i>	17	<i>Nigrospora</i>	37	<i>Sphaeria zeae</i>	5	<i>Uredo zeae</i>	62
<i>Helminthosporium tetramera</i>	17			<i>Sporisorium reilianum</i>	58	<i>Ustilago foetens</i>	59
<i>Helminthosporium turcicum</i>	24	<i>Ophiobolus sativus</i>	16	<i>Sporotrichum poae</i>	8	<i>Ustilago maydis</i>	62
<i>Helminthosporium victoriae</i>	18			<i>Stachybotrys</i>	41	<i>Ustilago nuda</i>	63
<i>Hendersonia nodorum</i>	51	<i>Papularia</i>	28	<i>Stemphylium</i>	42	<i>Ustilago reiliana</i>	58
<i>Hendersonia zeae</i>	53	<i>Papulaspora</i>	38	<i>Stenocarpella macrospora</i>	52	<i>Ustilago segetum</i>	63
		<i>Penicillium</i>	39	<i>Stenocarpella maydis</i>	53	<i>Ustilago tritici</i>	63
<i>Lasiodiplodia</i>	48	<i>Pestalotiopsis</i>	49	<i>Stenocarpella zeae</i>	52	<i>Ustilago zeae-mays</i>	62
<i>Leptosphaeria nodorum</i>	51	<i>Phaeosphaeria nodorum</i>	51			<i>Ustilago zeae</i>	62
<i>Lisea fujikuroi</i>	6	<i>Phaeostagonosporopsis zeae</i>	53	<i>Tilletia brevifaciens</i>	60		
		<i>Phoma</i>	50	<i>Tilletia caries</i>	59	<i>Verticillium</i>	47
		<i>Pleospora</i>	42	<i>Tilletia controversa</i>	60		
		<i>Pyrenophora chaetomioides</i>	21	<i>Tilletia foetens</i>	59		

Annexe A

Tests de Contrôle Phytosanitaire des Semences

Les semences transportent une microflore qui varie avec les espèces d'hôtes. Ceci est spécialement vrai pour les microflores les plus profondément enracinées quoique sur la surface de la semence beaucoup d'organismes accidentels peuvent aussi être véhiculés. La microflore transmise par les semences peut être identifiée en utilisant les tests de contrôle phytosanitaire des semences.

Les tests de contrôle phytosanitaire des semences incluent:

1. L'examen externe ou interne des semences, macroscopique ou microscopique, pour détecter la présence d'agents pathogènes (examen visuel, examen sur filtre de l'eau de lavage des semences, examen de l'embryon).
2. L'incubation des semences sur agar ou papier absorbant humide et l'identification des organismes qui apparaissent (test sur boîte d'agar, test sur papier buvard et méthode de congélation).

3. La germination des semences et la culture des plantules dans des conditions connues pour favoriser la production de symptômes permettant le diagnostic (tests des plantules).
4. Les sondes d'ADN pour certains agents pathogènes (par ex. pour le flétrissure de Stewart du maïs).
5. Des tests ELISA (pour les bactéries et les virus).

Les trois premières techniques sont utilisées en routine pour les champignons transmis par les semences et sont décrites ci-dessous.

Examen des semences

Certains agents pathogènes transmis par les semences sont identifiés par examen visuel de la semence; par exemple chez le blé lorsqu'il y a production de semences anormales et que celles-ci sont remplacées par des sores de spores de caries ou de charbons, par de l'ergot, des sclérotés ou des galles de nématodes.

L'identification de ces agents pathogènes peut alors être confirmée par examen microscopique des structures. Souvent les spores de ces agents pathogènes sont transportées à la surface d'autres semences et leur présence peut seulement être confirmée par l'utilisation de l'examen sur filtre de l'eau de lavage des semences.

Lors d'infection sévère de semences par certains agents pathogènes, celles-ci peuvent être décolorées; par exemple les semences de maïs infectées par *Nigrospora* montrent des raies blanches avec des masses de spores noires près des extrémités et les semences de blé sévèrement infectées par *Fusarium* spp. sont échaudées avec une couleur rosée.

Le charbon nu du blé et de l'orge infecte l'embryon; il peut être détecté par coloration et examen microscopique de l'embryon en utilisant le test de l'embryon.

Examen visuel

Les semences entières sont soigneusement examinées pour déterminer la présence de sores, de sclérotés, de galles ou d'une décoloration sévère. L'utilisation d'une loupe avec une faible intensité lumineuse est recommandée.

Examen sur filtre de l'eau de lavage des semences

Les semences sont agitées dans de l'eau et l'eau de lavage est passée à travers des filtres. Les filtres sont alors trempés dans de l'hydroxyde de potassium dilué et sont examinés au microscope, principalement pour déterminer la présence de téliosporés ou d'oosporés mais aussi de spores d'autres agents pathogènes.

Test de l'embryon

Les semences sont trempées dans du bleu trypan et de l'hydroxyde de sodium pour colorer les embryons infectés et les séparer de l'endosperme et du péricarpe. Après que les embryons aient été séparés

de la balle du grain et des autres débris, ils sont montés dans du lactophénol et examinés au microscope stéréoscopique pour détecter la présence d'embryons infectés.

Tests d'incubation

Dans le test sur boîte d'agar, le test sur papier buvard et la méthode de congélation, les semences sont incubées pour une certaine période sur ou dans un milieu particulier, dans des conditions d'environnement spécifiques, afin de permettre aux agents pathogènes sur la semence d'exprimer leur présence: ceci peut consister en l'apparition ou de symptômes de la maladie ou de signes de croissance de l'agent pathogène lui-même.

Les différents champignons sont identifiés par des caractéristiques comme la forme, la longueur et l'arrangement des conidiophores, par la forme, la dimension, le cloisonnement, la couleur, la formation en chaînes etc. des conidies et leur

arrangement sur les conidiophores, l'apparition de masses de spores, les caractéristiques du mycélium, la densité des colonies, etc...

Les principaux facteurs favorisant la croissance, la fructification et le développement des symptômes des agents pathogènes sont la température, l'humidité, la lumière et la période d'incubation. Ces facteurs sont discutés ci-dessous avec référence, pour la standardisation dans les protocoles qui suivent, aux prescriptions de l'Association Internationale de Contrôle des Semences (ISTA).

Température

Les tests d'incubation sont fortement influencés par la température qui affecte la germination, la croissance et la reproduction des organismes. La courbe de réponse à la température, définissant la température minimale, optimale et maximale, est spécifique pour chacune des différentes étapes de la vie d'un organisme bien que certaines courbes peuvent plus ou moins coïncider.

La courbe de réponse à la température relative à la croissance du mycélium peut différer de celle relative à la sporulation, la germination et l'infection. La courbe de réponse à la température pour le développement des symptômes chez un hôte peut être significativement différente de celle correspondant à l'infection d'un autre hôte par le même agent pathogène. La température affecte la morphologie des champignons et les conditions d'un développement typique normal sont parfois restreintes à une gamme fortement définie. Ainsi, la température d'incubation pour les tests de culture dépend largement de l'agent pathogène à identifier aussi bien que de la procédure de test à utiliser. Un test basé sur la croissance du mycélium peut exiger des températures différentes de celles pour les tests de croissance des plantules et pour le développement des symptômes.

En règle générale cependant, les semences sont incubées sur des substrats à une température

constante. Pour le maïs et le blé, l'ISTA recommande 20°C et 20-30°C respectivement, ce qui favorise la croissance d'une large gamme d'agents pathogènes.

Humidité

Dans le test sur papier absorbant, le problème le plus important est de maintenir les papiers buvards adéquatement humides durant la période d'incubation, de préférence dans des conditions telles que l'apport ultérieur d'eau durant cette période ne soit pas nécessaire. Une augmentation de la quantité d'eau et du nombre de feuilles de papier buvard par boîte de Pétri augmente la quantité d'eau disponible; une réduction du nombre de semences par boîte, spécialement de grandes semences, comme celles des céréales, diminue la consommation totale d'eau pour la germination. Il est important que les papiers absorbants soient adéquatement humides mais trop d'eau est néfaste au test parce que cela favorise la croissance des bactéries.

Dans le test sur boîte d'agar, on utilise en général 2% d'agar nutritif. Le contenu en eau de ce milieu est plus que suffisant pour la durée du test.

Lumière

La lumière, la température et l'humidité sont connues pour influencer profondément la reproduction des champignons. Les caractéristiques de croissance générale, l'importance de la sporulation, la morphologie et la pigmentation des spores sont aussi influencées d'une façon marquée par la lumière.

En général, on utilise des lampes fluorescentes blanches pas trop chaudes mais l'utilisation de lampes à lumière noire fluorescente qui émettent des radiations lumineuses allant du proche ultraviolet à de la lumière visible (320-420 nm) peut être un avantage. Elles donnent une plus grande proportion de proches

ultraviolets à 360 nm qui s'avèrent les plus appropriés aux tests de routine pour le contrôle des semences. Cette longueur d'onde induit la sporulation d'une large gamme d'organismes sans effets contraires.

Certains champignons sensibles à la lumière sporulent lorsqu'ils sont exposés de façon continue aux rayons lumineux dans le proche ultraviolet tandis que d'autres requièrent une période supplémentaire d'obscurité pour qu'il y ait production de spores. Dans le dernier groupe, que l'on appelle les sporulants diurnes, la sporulation a lieu en deux phases distinctes - une 'phase d'induction', qui résulte dans la formation de conidiophores et une seconde 'phase terminale' ou 'phase conidienne' qui résulte dans la formation des conidies. Afin d'induire la sporulation chez ces sporulants diurnes, on adopte des cycles proche ultraviolet - obscurité de 12/12 h.

Durée d'incubation

La durée d'incubation pour n'importe quel organisme à tester, dépend de la vitesse de croissance de l'organisme. Cependant, dans la plupart des tests de semences de routine, des efforts sont faits pour obtenir des résultats faciles à interpréter et des nombres maxima. La durée d'incubation dépend d'autres facteurs influençant la vitesse de développement des organismes impliqués. La température est particulièrement importante. Pour des températures d'incubation inférieures au standard de 20°C pour le blé, pour lequel 10 jours d'incubation sont habituellement requis pour une détection convenable de la plupart des champignons, la durée d'incubation doit être augmentée proportionnellement afin d'obtenir approximativement le même développement des colonies.

Procédure d'incubation standard

Ainsi, la procédure d'incubation standard est la suivante:

- Nombre de semences : 400
- Humidité: substrat humide assez pour fournir une humidité aux semences pendant toute la durée du test
- Substrat: papier filtre/absorbant ou agar
- Température : maïs 20-30°C blé 20°C
- Lumière : cycles de proche ultraviolet - obscurité de 12/12 h
- Durée : maïs 10 jours blé 10 jours

Tests avec plantules

Les semences sont mises à germer en suivant les tests de germination standard (donné en Annexe B) et les plantules sont examinées pour les symptômes diagnostiques; par exemple, les plantules de blé infectées par *Septoria nodorum* montrent toute une gamme de symptômes et ces plantules, quoiqu'elles ne soient pas tuées ou sévèrement malades, sont nettement plus courtes ou déformées et portent des lésions brunes. Dans certains cas, la température d'incubation du test peut être changée afin de favoriser le développement de l'agent pathogène; par exemple, l'infection des plantules par *Septoria nodorum* survient plus rapidement dans la fourchette 10-20°C.

Echantillon de travail

L'échantillon de travail pour chacun des tests phytosanitaires des semences doit être soigneusement établi en utilisant un diviseur d'échantillons de graines homologué.

Les usages des tests phytosanitaires des semences

Les recherches de routine sur l'état phytosanitaire des semences peuvent être utilisées à plusieurs fins:

1. Pour évaluer l'incidence d'un agent pathogène transmis par la semence et qui peut affecter la qualité de celle-ci.
2. Pour détecter les organismes préoccupants au niveau quarantaine.
3. Pour déterminer la qualité de la semence en termes de pouvoir germinatif et/ou de vigueur.
4. Pour déterminer si un traitement phytosanitaire de la semence est requis.

PROTOCOLES POUR LES TESTS PHYTOSANITAIRES DES SEMENCES

Blé:	Page
- Test de l'embryon	68
- Test du filtrage de l'eau de lavage pour détecter les spores de charbons et mildiou	69
- Test sur papier absorbant	69
- Test du papier absorbant avec congélation	70
- Test sur boîte d'agar	70
- Test sur milieu agar semi-sélectif pour <i>Septoria nodorum</i>	71
- Test sur milieu agar semi-sélectif pour <i>Fusarium</i> spp.	71
Maïs:	
- Test du filtrage de l'eau de lavage pour détecter les spores de charbons et mildiou	71
- Test sur papier absorbant	72
- Test du papier absorbant avec congélation	72
- Test sur boîte d'agar	73
- Test pour le flétrissage de Stewart	73
- Test pour le mildiou	73
Milieux:	
- Cornmeal agar	74
- Oxgall agar	74
- SNA	74
Procédures d'identification:	
- Méthode du papier collant	74

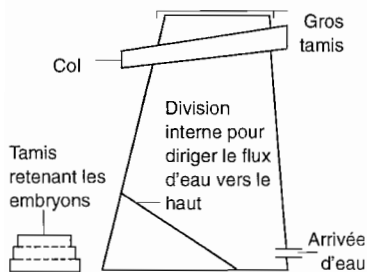
Test de Contrôle Phytosanitaire des Semences

Test de l'embryon pour la détection du charbon nu du blé et de l'orge

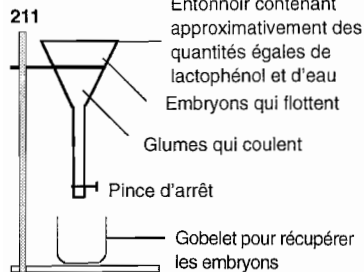
Culture: Blé

Echantillon: 100-120 g contenant
2000-4000 semences

210



Boîte de Fenwick pour l'extraction d'embryons

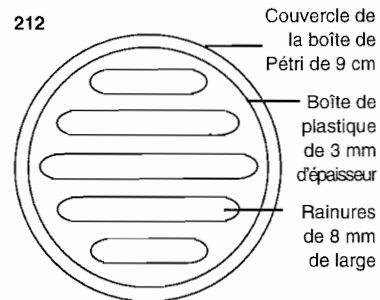


Séparation des embryons et glumes

Procédure:

1) Tremper les semences dans 1 litre de solution aqueuse de NaOH à 5% récemment préparée contenant 0.2 g de bleu trypan, à approximativement 20°C durant 22-24 heures. Une solution moins concentrée en NaOH ou une température plus faible rendent l'extraction difficile.

212



Boîte d'examen de l'embryon

- 2) Après trempage, laver les semences dans de l'eau chaude afin de séparer les embryons que l'on aperçoit suite à la rupture des péricarpes. Une boîte de Fenwick similaire à celles utilisées pour le lavage des kystes de nématodes dans les échantillons de sol, peut être employée. A la base, une arrivée d'eau aide à séparer les embryons et les propulse vers le haut de la boîte. Si nécessaire, agiter davantage en tournant. Attraper dans un tamis avec une maille de 1 mm, les embryons détachés qui affluent au dessus du bord de la boîte de Fenwick, et utiliser des tamis supplémentaires d'une maille plus grosse pour récupérer les parties d'endosperme et de glumes.

- 3) Séparer les embryons des glumes et autres débris dans un entonnoir contenant approximativement des parties égales de lactophénol (un tiers chaque fois de glycérol, phénol et acide lactique) et d'eau.

Quant le poids spécifique a été ajusté correctement, les embryons flottent et les glumes plongent ce qui permet de les éliminer par le tube en caoutchouc et la pince d'arrêt. Répéter la procédure plusieurs fois si nécessaire jusqu'à ce qu'un échantillon relativement propre ait été obtenu.

- 4) Clarifier les embryons dans une solution fraîche de lactophénol exempt d'eau, maintenue à ébullition durant à peu près 30 secondes.
- 5) Immerger totalement les embryons dans du glycérol récemment préparé et disposer en rangées pour faciliter l'examen et le comptage. On peut utiliser une boîte de 3 mm d'épaisseur avec des rainures et placée à l'intérieur d'un couvercle de boîte de Pétri.

Evaluation:

Examiner chaque embryon soigneusement sous un microscope stéréoscopique x18-25, avec éclairage par le bas. Compter les embryons infectés et le nombre total d'embryons examinés. Le mycélium d'*Ustilago nuda* a environ 3 mm d'épaisseur, est de couleur brun doré et pas très visible sans coloration. Lorsqu'on ajoute du bleu trypan au NaOH, le mycélium apparaît bleu dans les embryons infectés. L'infection peut aller de quelques brins d'hyphes courtes à l'infection complète des tissus du scutellum. La coloration peut être variable avec le mycélium qui se trouve dans l'embryon se colorant légèrement si les embryons sont difficilement extraits. Parfois, on trouve des champignons autres que *Ustilago nuda* dans le scutellum mais ils sont habituellement de couleur plus foncée et très différents. Lorsque les parois cellulaires se décolorent, elles peuvent être confondues avec le mycélium d'*U. nuda* mais ceci peut être vérifié à l'aide d'un grossissement de x50 ou plus.

Résultat:

Le pourcentage d'infection par le charbon nu est déterminé par le nombre d'embryons infectés et le nombre d'embryons examinés mais **pas** par le nombre de semences mises à tremper.

Notes:

- a) Les embryons du blé sont plus facilement abimés que ceux de l'orge durant la procédure d'extraction; des précautions doivent être prises afin de prévenir l'endommagement excessif du scutellum.
- b) Les embryons sont examinés dans du glycérol fraîchement préparé afin d'éviter les vapeurs désagréables et potentiellement dangereuses de lactophénol.

Références

- Rennie, W.J. et Seaton, R.D. 1975. Loose smut of barley. The embryo test as a means of assessing loose smut infection of seed stocks. *Seed Science and Technology* 3: 697-709.
- Rennie, W.J. 1982. *ISTA Handbook on Seed Health Testing - Working Sheet No. 25 (2. Ed.) - Loose Smut of Barley*. ISTA, Switzerland.
- Rennie, W.J. 1982. *ISTA Handbook on Seed Health Testing - Working Sheet No. 48 - Loose Smut of Wheat*. ISTA, Switzerland.

Test de Contrôle Phytosanitaire des Semences

Test du filtrat de l'eau de lavage pour détecter les spores de charbon et de mildiou (downy mildew)

Culture: Blé

Echantillon: x jeux de 25-50 semences

Procédure:

- 1) Placer les semences dans 100 ml d'eau distillée avec une goutte de Tween 20, dans un erlenmeyer de 250 ml.
- 2) Agiter les erlenmeyers sur un agitateur durant 30 minutes.
- 3) Rincer les semences trois fois à l'eau distillée et passer l'eau de lavage sur un papier filtre Whatman #1 placé dans un Buchner.
- 4) Une fois l'eau de lavage filtrée, placer les filtres dans des boîtes de Pétri individuelles jusqu'à évaluation.

Evaluation:

Les papiers filtres sont trempés dans une solution d'hydroxyde de potassium à 1 % et examinés sous un microscope pour la présence de téliospores et d'oospores.

Références

Non publié. Des modifications de cette technique sont utilisées par l'Unité de Contrôle des Semences du CIMMYT.

Test de Contrôle Phytosanitaire des Semences

Test avec papier absorbant

Culture: Blé

Echantillon: 400 semences (4 répétitions de 100 graines)

Prétraitement:

(optionnel)

Tremper les semences durant trois minutes dans une solution à 10% d'hypochlorite de sodium qu'on trouve dans le commerce pour la lessive et rincer (optionnel) avec de l'eau distillée.

Procédure:

- 1) Placer les semences avec un espacement régulier sur 2-4 couches de papier filtre ou de papier absorbant mouillé, à l'intérieur d'une boîte en plastique transparent.
- 2) Sceller les boîtes au parafilm.
- 3) Incuber la boîte à 20°C durant 10 jours (avec 12 h de lumière blanche froide ou du proche UV et 12 h d'obscurité).

Evaluation:

Observer les colonies fongiques au microscope à dissection et au microscope optique.

Applications:

Produit d'excellentes conditions pour le développement de la croissance mycélienne de beaucoup d'hyphomycètes, pour la sporulation des conidies de beaucoup de champignons imparfaits, et pour le développement des signes d'infection produits par les formes pathogènes de ces champignons sur les plantules germant durant l'incubation.

Limitations:

- a) Les champignons qui produisent peu ou pas de mycélium ou ne sporulent pas abondamment dans les conditions du test sur papier absorbant, peuvent être immédiatement recouverts par des champignons plus vigoureux.
- b) Les bactéries pathogènes sont très rarement détectées dans les tests avec papier absorbant.
- c) Beaucoup d'agents pathogènes obligatoires et transmis par les semences ne produisant pas de structures végétatives dans les conditions du test, ne sont pas mis en évidence dans le test avec papier absorbant (par ex. les charbons).

Références

Neergaard, P. 1977. *Seed Pathology*, Vol. I and II. John Wiley & Sons, New York.

Test de Contrôle Phytosanitaire des Semences

Test sur papier absorbant avec congélation

Culture: Blé

Echantillon: 400 semences (5 répétitions de 80 semences)

Prétraitement:

(optionnel)

Tremper les semences durant trois minutes dans une solution à 10% d'hypochlorite de sodium qu'on trouve dans le commerce pour la lessive et rincer (optionnel) avec de l'eau distillée.

Procédure:

- 1) Placer les semences avec un espacement régulier sur 2-4 couches de papier filtre ou de papier absorbant mouillé à l'intérieur d'une boîte en plastique transparent.
- 2) Sceller les boîtes au parafilm.
- 3) Incuber la boîte à 20°C durant 2 jours (avec 12 h de lumière blanche froide ou du proche UV et 12 h d'obscurité par jour).

- 4) Transférer la boîte dans un congélateur allant de -15°C à -20°C pour un jour.
- 5) Replacer la boîte dans un incubateur à 20°C pour 11 jours (avec 12 h de lumière blanche froide ou du proche UV et 12 h d'obscurité par jour).

Evaluation:

Observer les colonies fongiques au microscope à dissection et au microscope à lumière composée.

Application:

S'utilise comme une alternative au test avec papier absorbant, la période de congélation tuant les semences et donc produisant un substrat pour le développement des champignons sans qu'il n'y ait inhibition suite à la résistance de la plante.

Avantages:

- a) Les pourcentages d'infection obtenus sont liés avec ceux obtenus dans les tests sur boîte d'agar; les semences mortes fournissent une base nutritive comme un milieu d'agar sans que la résistance de l'hôte n'opère comme c'est le cas dans le test avec papier absorbant.
- b) On a besoin de moins de matériel et moins de travail que dans les tests avec boîtes d'agar.
- c) La sporulation de certains agents pathogènes (par. ex. *Septoria* spp.) qui sont souvent submergés dans les tests avec boîtes d'agar, peut au contraire être favorisée par cette procédure.
- d) On peut observer des colonies séparées.

Limitations:

- a) Contrairement au test standard avec papier absorbant, on ne peut pas observer l'infection des plantules.
- b) Le test avec papier absorbant avec congélation favorise le développement des saprophytes (par. ex. *Alternaria tenuis*, *Penicillium expansum*, *Rhizopus* spp., *Mucor* spp. et *Aspergillus* spp.) qui peuvent empêcher l'identification des agents pathogènes. Ces contaminations peuvent être contrôlées par le prétraitement.

Références

Neergaard, P. 1977. *Seed Pathology*, Vol I and II. John Wiley & Sons, New York.

Test de Contrôle Phytosanitaire des Semences

Test sur boîte d'agar

Culture: Blé

Echantillon: x répétitions de 10 semences

Agar:

Le type d'agar utilisé va dépendre des espèces à identifier. Les plus communs sont l'agar avec extrait de malt et l'agar avec dextrose et pomme de terre.

Prétraitement: (optionnel)

Tremper les semences durant trois minutes dans une solution à 10% d'hypochlorite de sodium qu'on trouve dans le commerce pour la lessive et rincer (optionnel) avec de l'eau distillée.

Procédure:

- 1) Placer 10 semences avec un espacement régulier dans chaque boîte d'agar.
- 2) Sceller les boîtes au parafilm.
- 3) Incuber les boîtes de Pétri à 20°C durant 5-8 jours (avec 12 h de lumière blanche froide ou du proche UV et 12 h d'obscurité par jour).

Evaluation:

Observer les colonies fongiques au microscope binoculaire.

Applications:

Le test sur boîtes d'agar s'applique aux semences dans lesquelles les espèces saprophytes ne vont pas inhiber l'identification rapide des agents pathogènes. Cependant, s'ils sont présents, on peut contourner cette difficulté par le prétraitement.

Avantages:

L'utilisation de milieux sélectifs ou semi-sélectifs permet de distinguer les organismes auxquels on s'intéresse.

Limitations:

- a) Les champignons à croissance lente peuvent être éliminés par ceux à croissance rapide.
- b) C'est un test cher à cause du matériel requis.

Références

Neergaard, P. 1977. *Seed Pathology*, Vol I and II. John Wiley & Sons, New York.

Test de Contrôle Phytosanitaire des Semences

Test sur boîte d'agar semi-sélectif pour *Septoria nodorum*

Culture: Blé

Echantillon: x répétitions de 5-10 semences

Prétraitement:

(optionnel)

Tremper les semences durant trois minutes dans une solution à 10% d'hypochlorite de sodium qu'on trouve dans le commerce pour la lessive et rincer (optionnel) avec de l'eau distillée.

Procédure:

- 1) Placer les semences avec un espacement régulier dans des boîtes de Pétri contenant du milieu Oxgall agar (pas plus que 10 semences/boîte) et sceller avec du parafilm.
- 2) Incuber les boîtes de Pétri à 20°C durant 6-8 jours.

Evaluation:

Après 2 jours, les colonies de *S. nodorum* produisent un métabolite qui fluoresce sous lumière dans le proche ultraviolet.

Test de Contrôle Phytosanitaire des Semences

Test sur boîte d'agar semi-sélectif pour *Fusarium* spp.

Culture: Blé

Echantillon: x répétitions de 5-10 semences

Prétraitement:

(optionnel)

Tremper les semences durant trois minutes dans une solution à 10% d'hypochlorite de sodium qu'on trouve

dans le commerce pour la lessive et rincer (optionnel) avec de l'eau distillée.

Procédure:

- 1) Placer les semences avec un espacement régulier dans des boîtes de Pétri contenant du milieu SNA (pas plus que 10 semences/boîte) et sceller avec du parafilm.

- 2) Incuber les boîtes de Pétri à 17°C durant 10-14 jours (avec 12 h de lumière blanche froide ou du proche UV et 12 h d'obscurité par jour).

Evaluation:

Observation des conidiophores et conidies avec un microscope optique.

Test de Contrôle Phytosanitaire des Semences

Test du filtrat de l'eau de lavage pour détecter les spores de charbon et de mildiou (downy mildew)

Culture: Maïs

Echantillon: x répétitions de 40 semences

Procédure:

- 1) Placer les semences dans 100 ml d'eau distillée avec une goutte de Tween 20, dans un erlenmeyer de 250 ml.
- 2) Agiter les erlenmeyers sur un agitateur durant 30 minutes.
- 3) Rincer les semences trois fois à l'eau distillée et passer l'eau de lavage sur un papier filtre Whatman #1 placé dans un Buchner.
- 4) Une fois l'eau de lavage filtrée, placer les filtres dans des boîtes de Pétri individuelles jusqu'à évaluation.

Evaluation:

Les papiers filtres sont trempés dans une solution d'hydroxyde de potassium à 1% et examinés sous un microscope pour la présence de téliospores et d'oospores.

Références

Non publié. Des modifications de cette technique sont utilisées par l'Unité de Contrôle des Semences du CIMMYT.

Test de Contrôle Phytosanitaire des Semences

Test avec papier absorbant

Culture: Maïs

Echantillon: 400 semences (4 répétitions de 100 graines)

Prétraitement: (optionnel)

Tremper les semences durant trois minutes dans une solution à 10% d'hypochlorite de sodium qu'on trouve dans le commerce pour la lessive et rincer (optionnel) avec de l'eau distillée.

Procédure:

- 1) Placer les semences avec un espacement régulier sur 2-4 couches de papier filtre ou de papier absorbant mouillé à l'intérieur d'une boîte en plastique transparent.
- 2) Sceller les boîtes au parafilm.
- 3) Incuber la boîte à 25°C durant 10 jours (avec 12 h de lumière blanche froide ou du proche UV et 12 h d'obscurité).

Evaluation:

Observer les colonies fongiques au microscope à dissection et au microscope optique.

Applications:

Produit d'excellentes conditions pour le développement de la croissance mycélienne de beaucoup d'hyphomycètes, pour la sporulation des conidies de beaucoup de champignons imparfaits, et pour le développement des signes d'infection produits par les formes pathogènes de ces champignons sur les plantules germant durant l'incubation.

Limitations:

- a) Les champignons qui produisent peu ou pas de mycélium ou ne sporulent pas abondamment dans les conditions du test sur papier absorbant, peuvent être immédiatement recouverts par des champignons plus vigoureux.
- b) Les bactéries pathogènes sont très rarement détectées dans les tests avec papier absorbant.
- c) Beaucoup d'agents pathogènes obligatoires et transmis par les semences ne produisant pas de structures végétatives dans les conditions du test, ne sont pas mis en évidence dans le test avec papier absorbant (par ex. les charbons).

Références

Neergaard, P. 1977. *Seed Pathology*, Vol. I and II. John Wiley & Sons, New York.

Test de Contrôle Phytosanitaire des Semences

Test sur papier absorbant avec congélation

Culture: Maïs

Echantillon: 400 semences (8 répétitions de 40 semences)

Prétraitement: (optionnel)

Tremper les semences durant trois minutes dans une solution à 10% d'hypochlorite de sodium qu'on trouve dans le commerce pour la lessive et rincer (optionnel) avec de l'eau distillée.

Procédure:

- 1) Placer les semences avec un espacement régulier sur 2-4 couches de papier filtre ou de papier absorbant mouillé à l'intérieur d'une boîte en plastique transparent.
- 2) Sceller les boîtes au parafilm.
- 3) Incuber la boîte à 25°C durant 2 jours (avec 12 h de lumière blanche froide ou du proche UV et 12 h d'obscurité par jour).

- 4) Transférer la boîte dans un congélateur allant de -15°C à -20°C pour un jour.

- 5) Remplacer la boîte dans un incubateur à 25°C pour 11 jours (avec 12 h de lumière blanche froide ou du proche UV et 12 h d'obscurité par jour).

Evaluation:

Observer les colonies fongiques au microscope à dissection et au microscope à lumière composée.

Application:

S'utilise comme une alternative au test avec papier absorbant, la période de congélation tuant les semences et donc produisant un substrat pour le développement des champignons sans qu'il n'y ait inhibition suite à la résistance de la plante.

Avantages:

- a) Les pourcentages d'infection obtenus sont liés avec ceux obtenus dans les tests sur boîte d'agar; les semences mortes fournissent une base nutritive comme un milieu d'agar sans que la résistance de l'hôte n'opère comme c'est le cas dans le test avec papier absorbant.
- b) On a besoin de moins de matériel et moins de travail que dans les tests avec boîtes d'agar.
- c) La sporulation de certains agents pathogènes (par. ex. *Septoria* spp.) qui sont souvent submergés dans les tests avec boîtes d'agar, peut au contraire être favorisée par cette procédure.
- d) On peut observer des colonies séparées.

Limitations:

- a) Contrairement au test standard avec papier absorbant, on ne peut pas observer l'infection des plantules.
- b) Le test avec papier absorbant avec congélation favorise le développement des saprophytes (par. ex. *Alternaria tenuis*, *Penicillium expansum*, *Rhizopus* spp., *Mucor* spp. et *Aspergillus* spp.) qui peuvent cacher l'identification des agents pathogènes. Ces contaminations peuvent être contrôlées par le prétraitement.

Références

Neergaard, P. 1977. *Seed Pathology*, Vol I and II. John Wiley & Sons, New York.

Test de Contrôle Phytosanitaire des Semences

Test sur boîte d'agar

Culture: Maïs

Echantillon: x répétitions de 5 semences

Agar:

Le type d'agar utilisé va dépendre des espèces à identifier. Les plus communs sont l'agar avec extrait de malt et l'agar avec dextrose et pomme de terre.

Prétraitement:

(optionnel)

Tremper les semences durant trois minutes dans une solution à 10% d'hypochlorite de sodium qu'on trouve dans le commerce pour la lessive et rincer (optionnel) avec de l'eau distillée.

Procédure:

- 1) Placer 5 semences avec un espacement régulier dans chaque boîte d'agar.
- 2) Sceller les boîtes au parafilm.
- 3) Incuber les boîtes de Pétri à 25°C durant 5-8 jours (avec 12 h de lumière blanche froide ou du proche UV et 12 h d'obscurité par jour).

Evaluation:

Observer les colonies fongiques au microscope binoculaire.

Application:

Le test sur boîtes d'agar s'applique aux semences dans lesquels les espèces saprophytes ne vont pas inhiber l'identification rapide des agents pathogènes. Cependant, s'ils sont présents, on peut contourner cette difficulté par le prétraitement.

Avantages:

L'utilisation de milieux sélectifs ou semi-sélectifs permet de distinguer les organismes auxquels on s'intéresse.

Limitations:

- a) Les champignons à croissance lente peuvent être éliminés par ceux à croissance rapide.
- b) C'est un test cher à cause du matériel requis.

Références

Neergaard, P. 1977. *Seed Pathology*, Vol I and II. John Wiley & Sons, New York.

Test de Contrôle Phytosanitaire des Semences

Test pour le flétrissure de Stewart

Culture: Maïs

Echantillon: x répétitions de 50 semences

Procédure:

- 1) Placer les semences avec un espacement régulier sur 2-4 couches de papier filtre ou absorbant dans un plateau en plastique et couvrir avec 1 cm de sol non stérile.

- 2) Incuber le plateau à 25°C durant 10 jours.

Evaluation:

Observer sur les plantules l'apparition de lésions humides avec des marges ondulées.

Références

McGee, D.C. 1988. *Maize Diseases: A Reference Source for Seed Technologists*. APS Press, Minnesota, USA.

Test de Contrôle Phytosanitaire des Semences

Test pour le mildiou

Culture: Maïs

Echantillon: x répétitions de 40 semences

Procédure:

Tremper les semences pour 48 heures dans une solution à 5% d'hydroxyde de sodium avec 0.05% de bleu d'aniline.

Evaluation:

Ecraser les semences mises à tremper et examiner la pulpe sous microscope binoculaire pour détecter la présence d'oospores colorées en bleu.

Références

McGee, D.C. 1988. *Maize Diseases: A Reference Source for Seed Technologists*. APS Press, Minnesota, USA.

Milieu de Culture

Cornmeal agar

Ingrédients:

Cornmeal	30 g
Agar	20 g
Eau distillée	1 litre

Procédure:

Si on ne dispose pas de cornmeal agar produit commercialement, le milieu peut être produit comme suit:

- 1) Placer la farine de maïs et l'eau dans une casserole. (Si on a pas de farine de maïs, concasser 30-35 g de grains de maïs et piler assez fin ou mouliner au moulin à café.)
- 2) Chauffer sur une deuxième casserole (bain marie) jusqu'à ébullition, tourner et laisser bouillir durant 1 h.
- 3) Filtrer dans une étamine, ajouter l'agar et bouillir jusqu'à dissolution.
- 4) Autoclaver à 120°C et 15 pascal par pouce carré (p.s.i.) (1,05 kg/cm²) durant 20 minutes.
- 5) Laisser refroidir l'agar à 40-45°C.

- 6) Verser l'agar dans des boîtes de Pétri et laisser refroidir complètement avant usage et/ou sceller avec du parafilm.

Note:

Pour *Phytophthora* et *Pythium* spp. et d'autres espèces sensibles, on peut ajouter 0.5 g d'huile de germes de blé.

Milieu de Culture

Oxgall agar

Ingrédients:

A) Milieu de base	
Eau distillée	1000 ml
Dextrose	10 g
Peptone	10 g
Oxgall	15 g
Agar	20 g

- B) Antibiotiques à **ne pas autoclaver** (optionnel)
- | | |
|--------------------|--------|
| Streptomycine | 0.10 g |
| Chlorotétracycline | 0.05 g |

Procédure:

- 1) Autoclaver les ingrédients A) à 120°C et 15 pascal par pouce carré (p.s.i.) (1,05 kg/cm²) durant 20 minutes. Laisser refroidir à 40-45°C.
- 2) Ajouter la streptomycine (0,1 g/1000 ml) et la chlorotétracycline (0,05 g/1000 ml); agiter délicatement l'erlenmeyer afin de mélanger les antibiotiques.
- 3) Verser l'agar dans des boîtes de Pétri et laisser refroidir complètement avant usage et/ou sceller avec du parafilm.

Milieu de Culture

SNA

Ingrédients:

Eau distillée	1000,0 ml
KH ₂ PO ₄	1,0 g
KNO ₃	1,0 g
MgSO ₄ ·7H ₂ O	0,5 g
KCl	0,5 g
Glucose	0,2 g
Sucrose	0,2 g
Agar	15,0 g

Procédure:

- 1) Autoclaver les ingrédients A) à 120°C et 15 pascal par pouce carré (p.s.i.) (1,05 kg/cm²) durant 20 minutes. Laisser refroidir à 40-45°C.

- 2) Verser l'agar dans des boîtes de Pétri et laisser refroidir complètement avant usage et/ou sceller avec du parafilm.

Références

Nirenberg, H.I. 1981. A simplified method for identifying *Fusarium* spp. occurring on wheat. *Canadian Journal of Botany* 59: 1599-1609.

Procédures d'identification

Méthode du papier collant

Procédure:

- 1) Couper une petite section de papier collant d'environ 4 cm de long.
- 2) Tenir délicatement le papier collant par les deux bouts, entre le pouce et l'index, avec la partie adhésive vers le bas de manière à former un U et laisser le moins de papier collant possible en contact avec les doigts.

- 3) Placer doucement le bas du U sur la surface de la colonie de la culture de telle façon que la partie adhésive attrape un peu de mycélium et de conidies de la colonie.
- 4) Placer le morceau de papier collant sur une goutte d'eau sur un porte-objets sans toucher la partie centrale.

- 5) Placer un couvre-objet sur la partie supérieure du papier collant.

Evaluation:

Observer la préparation au microscope.

Application:

Est utilisé pour aider à l'identification de différents organismes en gardant les conidies attachées aux conidiophores. C'est particulièrement utile pour les organismes dont les conidies se détachent toutes seules et facilement du conidiophore (par. ex. *Cladosporium* spp.) ou quand les chaînes de conidies se cassent tout de suite lors de procédures classiques (par ex. *Fusarium moniliforme*).

Annexe B

Tests de Viabilité, Pouvoir Germinatif et Vigueur des Semences

Les maladies transmises par la semence sont un facteur parmi d'autres affectant la détérioration des graines comme les conditions climatiques avant la récolte, la maturité de la semence, les dommages mécaniques, les conditions d'entreposage (température et humidité), les insectes et la génétique. La détérioration peut se mesurer de manière quantitative en évaluant un échantillon du lot de semences selon trois critères:

a) **La viabilité de la semence** - la capacité de la semence de vivre, pousser et se développer;

b) **Le pouvoir germinatif de la semence** - la capacité des semences à développer des plantules normales dans des conditions optimales et;

c) **La vigueur de la semence** - les propriétés de la semence qui déterminent le potentiel d'émergence uniforme et rapide, et le développement de plantules normales dans une gamme étendue de conditions culturales.

Les tests de viabilité des semences produisent des résultats rapides, d'habitude dans les deux jours, mais peuvent demander pas mal de travail. Les résultats ne sont pas souvent en corrélation avec l'émergence au champ et pour cette raison, on ne les utilise pas beaucoup en routine. Les tests du pouvoir germinatif des semences restent le principal critère accepté au niveau international pour mesurer la viabilité. Un résultat de test de pouvoir germinatif inférieur au standard international (par ex. 90% pour le blé) indique en général une détérioration de la semence. Pour cette raison, c'est en soi un indicateur très sûr permettant de dire que les performances du lot de semences vont être mauvaises.

Cependant, même dans les lots de semences qui germent bien, les tests de pouvoir germinatif seuls peuvent ne pas produire suffisamment d'information concernant la performance probable au champ. Dans ces circonstances l'état de vigueur du lot de semences devient important et on doit recourir à ce test.

Quand on sème dans des conditions optimales (par ex. sur lit de semis et dans un bon environnement), l'émergence va être bien corrélée avec la germination et la vigueur du lot de semences n'est pas importante. Cependant, on rencontre rarement des conditions culturales optimales en pratique et les conditions de stress (par ex. les maladies transmises par le sol, la température du sol basse ou élevée, l'excès ou l'absence d'humidité du sol) vont conduire à des performances variables au champ selon l'état de vigueur du lot de semences. Des lots de semences avec une bonne vigueur vont mieux se comporter dans des conditions de

lots de semis subissant un stress extérieur, même si la germination de ces lots de semences est la même au laboratoire.

La possibilité de garder des lots de semences est liée à la vigueur au début de l'entreposage. Une semence avec une bonne vigueur va mieux se comporter dans des conditions d'entreposage qui laissent à désirer. Cependant, même si on entrepose dans des conditions contrôlées (par ex. à basse température et basse humidité relative), la performance au champ peut encore dépendre de l'état de vigueur du lot de semences.

Les lots de semences transportés à l'intérieur d'un pays ou exportés vers d'autres pays peuvent subir des conditions extérieures adverses durant le transit (par ex. de sévères fluctuations de température et d'humidité relative).

Les lots de semences avec une bonne vigueur ont toutes les chances d'être plus capables de supporter ces conditions de stress que les lots de semences avec peu de vigueur.

Les protocoles des tests de viabilité, de pouvoir germinatif et de vigueur des semences pour le blé et le maïs sont décrits ci-après (avec standardisation des périodes d'incubation etc... suivant les règles de l'ISTA pour les tests de semences).

Test de la viabilité de la semence au tétrazolium

Dans les cellules vivantes, des enzymes, des déshydrogénases, réduisent le chlorure de tétrazolium, un sel incolore, en un composé insoluble dans l'eau, le formazan. Les parties vivantes des semences et colorées en rouge peuvent dès lors être distinguées des parties mortes incolores.

Tests du pouvoir germinatif de la semence

Les tests du pouvoir germinatif de la semence consistent à semer les semences sur un substrat uniforme (des essuies en papier enroulés, du sable stérile, etc...) et à incuber le tout à une température optimale pour la germination des semences. Après la période d'incubation prescrite, on détermine le nombre de plantules normales et anormales ainsi que le nombre de semences non germées.

Les procédures standard pour les tests de pouvoir germinatif chez le maïs et le blé sont comme suit:

- Nombre de semences: 400
- Humidité: substrat humide assez pour fournir une humidité optimale aux semences durant toute la durée du test
- Substrat: papier, sable ou sol
- Température: maïs 20-30°C ou alternance de 30°C à la lumière avec 20°C à l'obscurité)
blé 20°C

- Lumière: blanche fluorescente froide - au moins 8 h par jour
- Durée : maïs 7 jours
blé 7 jours

Niveaux de tolérance

Des niveaux de tolérance sont utilisés pour déterminer si les résultats pour les répétitions individuelles sont consistantes à l'intérieur d'un test; également pour comparer le résultat d'un test avec le résultat d'un autre test. Ils s'appliquent au pourcentage de germination avec 400 semences pour :

- les variations maximales tolérées entre répétitions
- la compatibilité des tests

Tests de vigueur de la semence

Les tests de vigueur de la semence sont basés sur la simulation des conditions de stress extérieur que l'on rencontre durant l'entreposage ou durant l'émergence au champ.

Test du froid - Il simule les conditions au début de printemps en donnant une humidité du sol élevée et une température du sol basse.

Test de vieillissement accéléré - Les semences sont soumises à un stress par températures de 40-45°C et presque 100% d'humidité relative durant des périodes variables avant de faire le test du pouvoir germinatif.

Test de vigueur complexe - Les semences sont trempées dans de l'hypochlorite de sodium à basse température avant de faire le test de pouvoir germinatif. Les semences sont ensuite mesurées et classées en fonction de la longueur.

Classification selon la vigueur des plantules - Cette classification est similaire au test de germination standard mais en plus, on classe les plantules selon qu'elles sont 'fortes' ou 'faibles'.

Usages des tests de pouvoir germinatif et vigueur

Les recherches de routine sur les semences au niveau du pouvoir germinatif et de la vigueur de la semence peuvent être utilisées à différentes fins:

- Les programmes de contrôle de qualité
- Comme indication des conditions d'entreposage
- Pour l'évaluation de l'effet des traitements de semences et autres opérations critiques
- Comme prévention de problèmes possibles
- Pour l'identification de lots de semences de bonne qualité
- A la demande du consommateur
- Pour répertorier

Protocoles pour les tests de viabilité, pouvoir germinatif et vigueur des semences

Blé:	Page
- Test de viabilité de la semence avec le tétrazolium	76
- Test du pouvoir germinatif de la semence sur essuie en papier	77
- Test de la germination de semence sur sable ou sol	77
- Test de vigueur avec vieillissement accéléré	78
- Test de vigueur avec stress complexe	78
 Maïs:	
- Test de viabilité de la semence avec le tétrazolium	79
- Test du pouvoir germinatif de la semence sur essuie en papier	79
- Test de la germination de semence sur sable ou sol	80
- Test de vigueur au froid - essuies en papier enroulés	80
- Test de vigueur au froid - sol	81
- Test de vigueur avec vieillissement accéléré	81
- Test de vigueur avec stress complexe	82
 Evaluation de la germination de la semence:	
- Plantules normales	82
- Plantules anormales	83
- Semences non germées	84
- Gamme de variation maximale entre les répétitions	84

Test de Viabilité de la Semence

Test de viabilité de la semence au tétrazolium

Culture: Blé

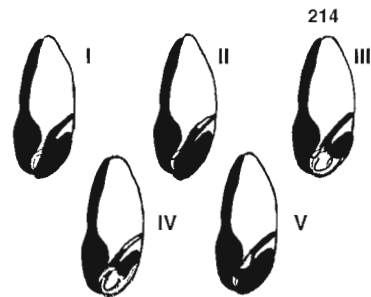
Echantillon: 400 semences

(4 répétitions de 100 semences)



213

Semences de blé viables et non viables colorées au tétrazolium



214

Classification des semences de blé viables et non viables selon le degré de coloration au tétrazolium

Procédure:

1) Le sel de tétrazolium est instable et léger, particulièrement aux températures plus élevées; on doit donc prendre des précautions en préparant la solution (1%). Chauffer l'eau à pas plus de 60°C et la placer dans une bouteille en verre ambré ou dans un erlenmeyer couvert d'une feuille de papier aluminium; ajouter les cristaux de sel (4 g de chlorure de tétrazolium solide pour 400 ml d'eau distillée). Agiter la solution jusqu'à dissolution du solide. Laisser refroidir à température ambiante avant utilisation.

2) Tremper les semences dans de l'eau durant une nuit (6-18 h).

3) Egoutter les semences et couper longitudinalement à travers l'embryon.

4) Immerger une moitié de chaque semence dans un gobelet

contenant la solution de tétrazolium et incubé à l'obscurité à 30°C durant 2 à 6 heures; éliminer les moitiés de semences excédentaires. Couvrir les gobelets avec une feuille d'aluminium pour éviter la lumière.

5) Rincer les semences complètement après traitement et examiner tout de suite, en prenant la précaution de ne pas exposer la semence à la lumière avant évaluation. Approximativement 12 heures après incubation, l'amidon commence à s'hydrolyser et le produit chimique résiduel est réduit ce qui entraîne le dépôt de colorant sur toutes les parties de l'embryon et masque la coloration initiale.

Evaluation:

La classification se fait sur base de la proportion de l'embryon qui est colorée d'après les règles établies par l'Association Internationale de

Contrôle des Semences (ISTA). La surface maximale autorisée de tissu **non** coloré comprend la zone racinaire à l'exception de 2 primordia de racine, et un tiers des extrémités du scutellum. La semence de la figure I est entièrement colorée et donc viable. Les figures II, III et IV montrent la surface maximale de tissus non colorés autorisée dans les semences viables. La figure V illustre une semence non viable avec le tissu non coloré (nécrotique) au centre du scutellum qui indique une altération par la chaleur.

Résultat:

Test de viabilité = % semences viables.

Références

International Seed Testing Association. 1985. International Rules for Seed Testing 1985. *Seed Science and Technology* 13 (2): 299-520.

Test du Pouvoir Germinatif

Test du pouvoir germinatif de la semence avec essuie en papier enroulé

Culture: Blé

Echantillon: 400 semences
(4 répétitions de 100 semences)

215



Test du pouvoir germinatif de la semence avec essuie en papier enroulé

Procédure:

- 1) Espacer de manière uniforme, 4 répétitions de 100 semences chacune, sur la moitié supérieure de papiers filtres humides ou de essuies en papier absorbants (50 x 25 cm).
- 2) Plier les feuilles au milieu et couvrir les semences en faisant repasser la moitié inférieure au dessus.
- 3) Enrouler les essuies en papier et placer les 4 répétitions dans un sac en plastique ouvert au dessus.
- 4) Placer le sac en plastique droit dans un incubateur à 20°C pour 8 jours.

Evaluation:

Déterminer les nombres de plantules normales, anormales et non germées pour chaque répétition de 100 semences.

Résultat:

Le pourcentage de germination est le nombre moyen de plantules normales dans les quatre répétitions, pour autant que les quatre répétitions d'un test soient dans la marge de variation maximale acceptable (voir la note concernant le niveau de tolérance à la fin de l'annexe). Le pourcentage moyen est arrondi à l'unité la plus proche.

Références

International Seed Testing Association 1985. International Rules for Seed Testing 1985. *Seed Science and Technology* 13 (2): 299-520.

Test du Pouvoir Germinatif

Test du pouvoir germinatif de la semence sur sol/sable

Culture: Blé

Echantillon: 400 semences
(4 répétitions de 100 semences)

216



Test du pouvoir germinatif du blé sur sol

Procédure:

- 1) Remplir 4 plateaux avec 4 cm de sable ou de sol.
- 2) Placer 100 semences à intervalles réguliers dans chaque plateau.
- 3) Placer une autre couche de 4 cm de sable ou de sol au dessus des semences.
- 4) Incuber les plateaux à 20°C et évaluer après 8 jours.

Evaluation:

Déterminer les nombres de plantules normales, anormales et non germées pour chaque répétition de 100 semences.

Résultat:

Le pourcentage de germination est le nombre moyen de plantules normales dans les quatre répétitions, pour autant que les quatre répétitions d'un test soient dans la marge de variation maximale acceptable (voir la note concernant le niveau de tolérance à la fin de l'annexe). Le pourcentage moyen est arrondi à l'unité la plus proche.

Références

International Seed Testing Association 1985. International Rules for Seed Testing 1985. *Seed Science and Technology* 13 (2): 299-520.

Note:

Ce test est recommandé comme test de confirmation pour les semences traitées avec un fongicide et/ou un insecticide si les tests avec essuie en papier indiquent un degré de phytotoxicité inattendu. Certains pesticides s'avéreront plus toxiques dans les tests avec essuie en papier enroulé que sur sol ou sable.

Test de Vigueur

Test avec vieillissement accéléré

Culture: Blé

Echantillon: 400 semences
(4 répétitions de 100 semences)

217



Test de vigueur avec vieillissement accéléré

Procédure:

- 1) Placer assez d'eau distillée dans des récipients en plastique ou en verre jusqu'à couvrir la surface du fond et maintenir l'humidité relative proche de 100%. Placer dans chaque récipient *une couche* de semences sur des grilles en métal galvanisé supportées par un statif.
- 2) Couvrir les récipients avec un couvercle et les immerger complètement dans un bain-marie à 45°C pour 48 heures.
- 3) Retirer les échantillons des récipients après la période de vieillissement et semer les semences sur des essuies en papier (50 x 25 cm).
- 4) Placer de manière uniforme, 4 répétitions de 100 semences chacune, sur la moitié supérieure de papiers filtres humides ou d'essuies en papier absorbant.
- 5) Plier les feuilles au milieu et couvrir les semences en faisant repasser la moitié inférieure au dessus.
- 6) Enrouler les essuies en papier et placer les 4 répétitions dans un sac en plastique ouvert au dessus.
- 7) Placer le sac en plastique droit dans un incubateur à 20°C pour 8 jours.

Evaluation:

Déterminer les nombres de plantules normales, anormales et non germées pour chaque répétition de 100 semences.

Résultat:

On considère que les plantules normales ont été produites à partir de semences à la vigueur acceptable. Le pourcentage de semences vigoureuses est le nombre moyen de plantules normales dans les quatre répétitions. Le pourcentage moyen est arrondi à l'unité la plus proche.

Références

International Seed Testing Association. 1987. *Handbook of Vigor Testing Methods*. ISTA, Switzerland.

Test de Vigueur

Test avec stress complexe

Culture: Blé

Echantillon: 400 semences

(4 répétitions de 100 semences; avec 5 sous-répétitions de 20 semences chacune)

Procédure:

- 1) Mettre les semences à tremper dans une solution d'hypochlorite de sodium à 0,009-0,15% durant 2 jours @ 20°C.
- 2) Mettre les semences à tremper dans une solution identique pour deux jours de plus @ 5°C.
- 3) Placer les semences en ligne droite sur la moitié supérieure de papiers filtres humides ou d'essuies en papier absorbant (50 x 25 cm), à raison de 25 semences par essuie. Placer les semences avec la radicule pointée vers le bas de l'essuie et le côté de l'embryon vers le haut.
- 4) Plier les feuilles au milieu et couvrir les semences en faisant repasser la moitié inférieure au dessus.

- 5) Enrouler les essuies en papier et placer les 16 sous-répétitions dans 4 sacs en plastique ouvert au dessus.
- 6) Placer les sacs en plastique droit dans un incubateur à 20°C pour 8 jours.

Evaluation:

- 1) Mesurer la longueur de chacune des 10 plus longues plantules dans chaque répétition de 100 semences et calculer la longueur moyenne.
- 2) Pour chaque répétition de 100 semences, compter les nombres de semences correspondant à chacune des catégories suivantes:
 - a) longueur plus grande que 2/3 de la longueur moyenne des 10 plus longues semences,
 - b) longueur entre 1/3 et 2/3,
 - c) longueur moins de 1/3,
 - d) semences non germées

Résultat:

Le score de vigueur est présenté comme une valeur de 1 à 10 basée sur le nombre de semences dans la première catégorie.

Références

Barla-szabo, G. & Dolinka, B. (1988). Complex stressing vigor test: a new method for wheat and maize seeds. *Seed Science and Technology* 16: 63-73.

Note:

La procédure donnée ici est la version modifiée de la technique publiée et suivie par l'Institut National de Botanique Agricole (NIAB) à Cambridge au Royaume Uni.

Test de Viabilité de la Semence

Test de viabilité de la semence au tétrazolium

Culture: Maïs

Echantillon: 400 semences

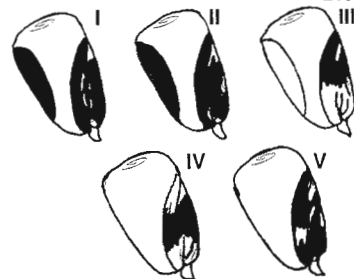
(4 répétitions de 100 semences)

218



Semence de maïs non viable colorée au tétrazolium

219



Classification des semences de maïs viables et non viables selon le degré de coloration au tétrazolium

Procédure:

- 1) Le sel de tétrazolium est instable et léger, particulièrement aux températures plus élevées; on doit donc prendre des précautions en préparant la solution (1%). Chauffer l'eau à pas plus de 60°C et la placer dans une bouteille en verre ambré ou dans un erlenmeyer couvert d'une feuille de papier aluminium; ajouter les cristaux de sel (4 g de chlorure de tétrazolium solide pour 400 ml d'eau distillée). Agiter la solution jusqu'à dissolution du solide. Laisser refroidir à température ambiante avant utilisation.
- 2) Tremper les semences dans de l'eau durant une nuit (18 h).
- 3) Egoutter les semences et couper longitudinalement à travers l'embryon.
- 4) Immerger une moitié de chaque semence dans un gobelet contenant la solution de tétrazolium et incuber à l'obscurité à 30°C durant 2 à 6 heures; éliminer les moitiés de semences excédentaires. Couvrir les gobelets avec une feuille d'aluminium pour éviter la lumière.
- 5) Rincer les semences complètement après traitement et examiner tout de suite, en prenant la précaution de ne pas exposer la semence à la lumière avant évaluation. Approximativement 12 heures après incubation, l'amidon commence à s'hydrolyser et le produit chimique résiduel est réduit, ce qui entraîne le dépôt de colorant sur toutes les parties de l'embryon, et masque la coloration initiale.

Evaluation:

La classification se fait sur base de la proportion de l'embryon qui est colorée d'après les règles établies par l'Association Internationale de Contrôle des Semences (ISTA). La surface maximale autorisée de tissu **non** coloré comprend la première racine, et un tiers des extrémités du scutellum. La semence de la figure I est entièrement colorée et donc viable. Les figures II, III et IV montrent la surface maximale de tissus non colorés autorisée dans les semences viables. La figure V illustre une semence non viable avec le tissu non coloré au centre du scutellum qui indique une altération par la chaleur.

Résultat:

Test de viabilité = % semences viables.

Références

International Seed Testing Association. 1985. International Rules for Seed Testing 1985. *Seed Science and Technology* 13 (2): 299-520.

Test du Pouvoir Germinatif

Test du pouvoir germinatif de la semence avec essuie en papier enroulé

Culture: Maïs

Echantillon: 400 semences
(4 répétitions de 100 semences avec
2 sous-répétitions de 50 semences
chacune)

220



Test du pouvoir germinatif de la semence avec essuie en papier enroulé

Procédure:

- 1) Espacer de manière uniforme, 8 sous-répétitions de 50 semences chacune, sur la moitié supérieure de papiers filtres ou d'essuies en papier absorbants (50 x 25 cm) humides. Placer les semences avec la radicule pointée vers le bas de l'essuie et le bout avec l'embryon vers le dessus.
- 2) Plier les feuilles au milieu et couvrir les semences en faisant repasser la moitié inférieure au dessus.
- 3) Enrouler les essuies en papier et placer les 8 sous-répétitions dans deux sacs en plastique ouverts au dessus.
- 4) Placer les sacs en plastique droit dans un incubateur à 25°C (ou en alternant 30°C à la lumière avec 20°C à l'obscurité) pour 7 jours.

Evaluation:

Déterminer les nombres de plantules normales, anormales et non germées pour chaque répétition de 100 semences.

Résultat:

Le pourcentage de germination est le nombre moyen de plantules normales dans les quatre répétitions, pour autant que les quatre répétitions d'un test soient dans la marge de variation maximale acceptable (voir la note concernant le niveau de tolérance à la fin de l'annexe). Le pourcentage moyen est arrondi à l'unité la plus proche.

Références

International Seed Testing Association 1985. International Rules for Seed Testing 1985. *Seed Science and Technology* 13 (2): 299-520.

Test du Pouvoir Germinatif

Test du pouvoir germinatif de la semence sur sol/sable

Culture: Maïs

Echantillon: 400 semences
(4 répétitions de 100 semences avec 2 sous-répétitions de 50 semences chacune)

221



Test du pouvoir germinatif du maïs sur sol

Procédure:

- 1) Remplir 8 plateaux avec 4 cm de sable ou de sol.
- 2) Placer 50 semences à intervalles réguliers dans chaque plateau.
- 3) Placer une autre couche de 4 cm de sable ou de sol au dessus des semences.
- 4) Incuber les plateaux à 25°C (ou en alternant 30°C à la lumière avec 20°C à l'obscurité) pour 7 jours.

Evaluation:

Déterminer les nombres de plantules normales, anormales et non germées pour chaque répétition de 100 semences.

Résultat:

Le pourcentage de germination est le nombre moyen de plantules normales dans les quatre répétitions, pour autant que les quatre répétitions d'un test soient dans la marge de variation maximale acceptable (voir la note concernant le niveau de tolérance à la fin de l'annexe). Le pourcentage moyen est arrondi à l'unité la plus proche.

Références

International Seed Testing Association 1985. International Rules for Seed Testing 1985. *Seed Science and Technology* 13 (2): 299-520.

Note:

Ce test est recommandé comme test de confirmation pour les semences traitées avec un fongicide et/ou un insecticide si les tests avec essuie en papier indiquent un degré de phytotoxicité inattendu. Certains pesticides s'avéreront plus toxiques dans les tests avec essuie en papier enroulé que sur sol ou sable.

Test de Vigueur

Test avec froid, essuies en papier enroulés et incubation

Culture: Maïs

Echantillon: 400 semences

(4 répétitions de 100 semences avec
2 sous-répétitions de 50 semences
chacune)

222



Test avec essuie en papier à froid
pour le maïs

Procédure:

- 1) Mettre les essuies de papier absorbant (50 x 25 cm) à tremper dans l'eau froide ou les tremper et puis les refroidir à 10°C. Placer 50 semences de façon uniforme sur la moitié supérieure des essuies en papier filtre ou en papier absorbant humides (50 x 25 cm) avec la radicule pointée vers le bas de l'essuie et le bout avec l'embryon vers le dessus.
- 2) Couvrir les semences avec une fine couche de mélange sable-sol (1 partie de sol pour 1 partie de sable). Le sol doit être tamisé à travers une maille de 5 mm avant mélange avec le sable.
- 3) Plier les feuilles au milieu et couvrir les semences en faisant repasser la moitié inférieure au dessus.
- 4) Enrouler les essuies en papier et placer les 8 sous-répétitions dans 2 sacs en plastique ouvert au dessus.

- 5) Placer les sacs en plastique droit dans un incubateur à 10°C.
- 6) Après 7 jours, transférer les sacs dans un incubateur à 25°C (ou en alternant 30°C à la lumière avec 20°C à l'obscurité) et évaluer le test après 4 jours.

Evaluation:

Déterminer les nombres de plantules normales, anormales et non germées pour chaque répétition de 100 semences.

Résultat:

On considère que les plantules normales ont été produites à partir de semences à la vigueur acceptable. Le pourcentage de semences vigoureuses est le nombre moyen de plantules normales dans les quatre répétitions. Le pourcentage moyen est arrondi à l'unité la plus proche.

Références

International Seed Testing Association. 1987. *Handbook of Vigor Testing Methods*. ISTA, Switzerland.

Test de Vigueur

Test avec froid, sol et en serres

Culture: Maïs

Echantillon: 400 semences
(4 répétitions de 100 semences avec
2 sous-répétitions de 50 semences
chacune)

223



Test du maïs avec du sol froid à gauche, avec un test normal de germination sur sol à droite

Procédure:

- 1) Remplir 4 plateaux avec 4 cm d'un mélange de sol et sable (1 partie de sable pour une partie de sol).
- 2) Placer 50 semences de façon uniforme sur chaque plateau.
- 3) Couvrir les semences avec une autre couche de mélange sable-sol.
- 4) Arroser les plateaux à l'eau froide (10°C) jusqu'à ce que le mélange sable et sol soit approximativement saturé à 70% de sa capacité.
- 5) Placer les plateaux dans un incubateur à 10°C.
- 6) Après 7 jours, transférer les plateaux dans un incubateur à 25°C (ou en alternant 30°C à la lumière avec 20°C à l'obscurité)
- 7) Evaluer le test après 4 jours.

Evaluation:

Déterminer les nombres de plantules normales, anormales et non germées pour chaque répétition de 100 semences.

Résultat:

On considère que les plantules normales ont été produites à partir de semences à la vigueur acceptable. Le pourcentage de semences vigoureuses est le nombre moyen de plantules normales dans les quatre répétitions. Le pourcentage moyen est arrondi à l'unité la plus proche.

Références

International Seed Testing Association. 1987. *Handbook of Vigor Testing Methods*. ISTA, Switzerland.

Test de Vigueur

Test avec vieillissement accéléré

Culture: Maïs

Echantillon: 400 semences
(4 répétitions de 100 semences)

224



Test du maïs avec vieillissement accéléré

Procédure:

- 1) Placer assez d'eau distillée dans des récipients en plastique ou en verre jusqu'à couvrir la surface du fond et maintenir l'humidité relative proche de 100%. Placer dans chaque récipient une couche de semences sur des grilles en métal galvanisé supportées par un statif. Le nombre de semences par récipient va dépendre de la taille de ce dernier.
- 2) Couvrir les récipients avec un couvercle et les immerger complètement dans un bain-marie à 92°C pour 96 heures.
- 3) Retirer les échantillons des récipients après la période de vieillissement, et semer les semences sur des essuies en papier (50 x 25 cm).
- 4) Espacer de manière uniforme, 8 sous-répétitions de 50 semences chacune, sur la moitié supérieure de papiers filtres humides ou d'essuies en papier absorbant. Placer les semences avec la racicule pointée vers le bas de l'essuie et le bout avec l'embryon vers le dessus.
- 5) Plier les feuilles au milieu et couvrir les semences en faisant repasser la moitié inférieure au dessus.
- 6) Enrouler les essuies en papier et placer les 8 répétitions dans un sac en plastique ouvert au dessus.
- 7) Placer les sacs en plastique droit dans un incubateur à 25°C (ou en alternant 30°C à la lumière avec 20°C à l'obscurité) et pour 7 jours.

Evaluation:

Déterminer les nombres de plantules normales, anormales et non germées pour chaque répétition de 100 semences.

Résultat:

On considère que les plantules normales ont été produites à partir de semences à la vigueur acceptable. Le pourcentage de semences vigoureuses est le nombre moyen de plantules normales dans les quatre répétitions. Le pourcentage moyen est arrondi à l'unité la plus proche.

Références

International Seed Testing Association. 1987. *Handbook of Vigor Testing Methods*. ISTA, Switzerland.

Test de Vigueur

Test avec stress complexe

Culture: Maïs

Echantillon: 400 semences
(4 répétitions de 100 semences; avec
5 sous-répétitions de 20 semences
chacune)

Procédure:

- 1) Mettre les semences à tremper dans une solution d'hypochlorite de sodium à 0,009-0,15% durant 2 jours @ 25°C.
- 2) Mettre les semences à tremper dans une solution identique pour deux jours de plus @ 5°C.
- 3) Placer les semences en ligne droite sur la moitié supérieure de papiers filtres humides ou d'essuies en papier absorbant (50 x 25 cm), à raison de 20 semences par essuie. Placer les semences avec la radicule pointée vers le bas de l'essuie et le bout avec l'embryon vers le dessus.
- 4) Plier les feuilles au milieu et couvrir les semences complètement en faisant repasser la moitié inférieure au dessus.
- 5) Enrouler les essuies en papier et placer les 20 sous-répétitions dans 5 sacs en plastique ouvert au dessus.

- 6) Placer les sacs en plastique droit dans un incubateur à 25°C (ou en alternant 30°C à la lumière avec 20°C à l'obscurité) et pour 7 jours.

Evaluation:

- 1) Mesurer la longueur de chacune des 10 plus longues plantules dans chaque répétition de 100 semences et calculer la longueur moyenne.
- 2) Pour chaque répétition de 100 semences, compter les nombres de semences correspondant à chacune des catégories suivantes:
 - a) longueur plus grande que 2/3 de la longueur moyenne des 10 plus longues semences,
 - b) longueur entre 1/3 et 2/3,
 - c) longueur moins de 1/3,
 - d) semences non germées

Résultat:

Le score de vigueur est présenté comme une valeur de 1 à 10 basée sur le nombre de semences dans la première catégorie.

Références

Barla-szabo, G. et Dolinka, B. (1988). Complex stressing vigor test: a new method for wheat and maize seeds. *Seed Science and Technology* 16: 63-73.

Note:

La procédure donnée ici est la version modifiée de la technique publiée, telle qu'on la suit à l'Unité de Contrôle des Semences du CIMMYT.

225



Plantules de blé normales

Plantules normales

Ce sont des plantules ne montrant un bon potentiel pour se développer ensuite en de plantes satisfaisantes lorsqu'elles sont semées dans du sol de bonne qualité dans des conditions optimales. Pour être classée comme normale, une plantule doit tomber dans une des catégories suivantes:

- **Plantules intactes** - ce sont des plantules avec toutes leurs structures essentielles bien développées, complètes, dans de bonnes proportions et saines.

226

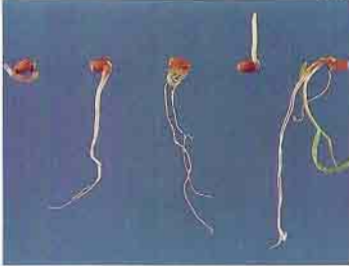


Plantules de maïs normales

- **Plantules avec de légers défauts** - ce sont des plantules montrant certains défauts mineurs de structures essentielles mais qui pour autant montrent un développement satisfaisant et harmonieux, comparable à celui des plantules intactes dans le même test.
- **Plantules avec des infections secondaires** - ce sont des plantules qui peuvent avoir répondu aux deux points ci-dessus, mais qui ont été affectées par des bactéries ou des champignons de sources autres que la semence parentale.

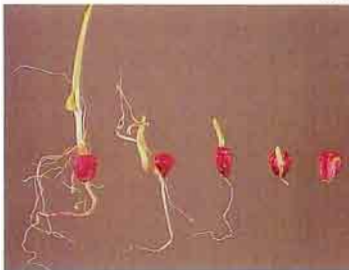
Evaluation de la Germination des Semences

227



Plantules de blé anormales

228



Plantules de maïs anormales

Plantules anormales

Ce sont des plantules montrant pas un bon potentiel pour se développer ensuite en de plantes satisfaisantes lorsqu'elles sont semées dans du sol de bonne qualité dans des conditions favorables d'humidité, de température et de lumière. Pour être classée comme anormale, une plantule doit tomber dans une des catégories suivantes:

- **Plantules déformées ou au développement déséquilibré** - ce sont des plantules au développement faible, avec des troubles physiologiques ou dans lesquelles des structures essentielles sont déformées ou hors de proportion.
- **Plantules en putréfaction** - ce sont des plantules avec quelque structure essentielle tellement malade suite à une infection primaire (c'est à dire à partir de la semence parentale) que le développement normal en est empêché.
- **Plantules abîmées** - ce sont des plantules qui n'ont aucune de leurs structures essentielles manquantes, assez abîmées ou endommagées de façon définitive au point que leur développement harmonieux ne puisse être attendu.

Les défauts suivants, seuls ou combinés, sont causes d'anormalité chez le maïs ou le blé:

Radicule/ racines séminales:

raccourcies
manquantes
étranglées
au géotropisme négatif
courtes et grosses
cassées
grêles et faibles
vitreuses
au développement ralenti
fendues par la pointe
prises dans les enveloppes
séminales
en décomposition suite à une
infection primaire

Les racines séminales:

absentes ou une seulement

Note: les racines séminales montrant un ou plusieurs des défauts ci-dessus sont anormales; en plus, chez *Triticum* spp. au moins deux racines séminales doivent être présentes.

Coléoptile:

déformé
avec la pointe endommagée ou
manquante
tordu de façon serrée
fendu sur plus d'1/3 de la longueur
à partir du sommet
abîmé
fortement recourbé
fin et faible
en décomposition suite à une
infection primaire
manquant
formant une boucle ou une spirale
fendu à la base

Première feuille:

s'étendant moins qu'à mi-course
au dessus du coléoptile
manquante
effilochée ou déformée de
quelqu'autre façon

Plantule entière:

déformée
avec le coléoptile qui émerge
avant la radicule
grêle et chétive
en décomposition suite à une
infection primaire
cassée
jaunie ou blanche
vitreuse

Evaluation de la Germination des Semences

229



Semences de blé non germées

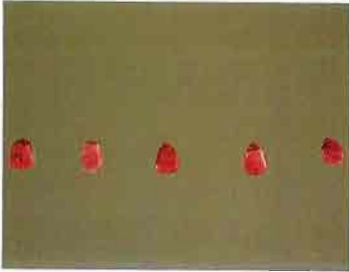
Semences non germées

Ce sont les semences qui n'ont pas germé à la fin de la période d'examen d'un test de pouvoir germinatif.

Références

International Seed Testing Association. 1985. International Rules for Seed Testing 1985. *Seed Science and Technology* 13 (2): 299-520.

230



Semences de maïs non germées

Gamme de variation maximum acceptable entre les répétitions

Le tableau ci-contre indique la gamme de variation maximum (c'est à dire la différence entre la valeur la plus haute et la plus basse) acceptable dans les pourcentages de germination entre les répétitions, en autorisant une variation aléatoire de l'échantillon de 2,5%.

Pour connaître la gamme de variation maximum acceptable, calculer le pourcentage moyen des quatre répétitions, à l'unité près. Si nécessaire, former des répétitions de 100 semences en combinant les sous-répétitions de 50 ou 25 semences qui se trouvaient les plus proches des uns des autres dans l'incubateur. Placer la moyenne dans la colonne 1 ou 2 de la table et lire la valeur du maximum de variation tolérée dans la colonne 3.

Pourcentage de germination moyen		Gamme de variation maximale (%)	Pourcentage de germination moyen		Gamme de variation maximale (%)
1	2	3	1	2	3
99	2	5	87 to 88	13 to 14	13
98	3	6	84 to 86	15 to 17	14
97	4	7	81 to 83	18 to 20	15
96	5	8	78 to 80	21 to 23	16
95	6	9	73 to 77	24 to 28	17
93 to 94	7 to 8	10	67 to 72	29 to 34	18
91 to 92	9 to 10	11	56 to 66	35 to 45	19
89 to 90	11 to 12	12	51 to 55	46 to 50	20

Ces niveaux de tolérance sont uniquement valables dans les conditions définies. Ils ne sont pas valables, par exemple, pour comparer les résultats de deux tests avec le même échantillon.

Descripteurs AGROVOC: *Zea mays*; Maïs; *Triticum*; Blé; Essai de semences; Organisme transmissible par semence; Identification; Diagnostic de laboratoire; Contrôle de maladies; Quarantaine

Code de Catégorie AGRIS: F03

Classification Dewey: 631.521072

ISBN: 968-6923-72-1



CAB International

Wallingford, Oxon OX10 8DE, UK



CIMMYT

International Maize and Wheat Improvement Center

Lisboa 27, Apartado Postal 6-641, 06600 México, D.F. México

<http://www.cimmyt.mx> or: <http://www.cgiar.org>

