

CINQUIÈME PARTIE
Maladies et Ravageurs
d'Autres Cultures sous Abri

Pour lier les descriptions et les illustrations

Les photographies en couleurs, numérotées consécutivement à l'intérieur de chaque chapitre, sont regroupées à la fin du livre dans le même ordre que les chapitres et leur numéro commence par le numéro du chapitre; par exemple, les figures *16.6* et *16.7* illustrent les symptômes de la pourriture molle de la pomme de terre. Les dessins au trait et les photographies en noir et blanc sont aussi numérotées consécutivement sauf que leur numéro contient la lettre T en plus du numéro du chapitre; par exemple, la figure *16T1* illustre le cycle évolutif de la pourriture molle de la pomme de terre. Afin de faciliter le repérage des descriptions à partir des photographies en couleurs, chaque légende est suivie de la page où commence la description.

26 Champignon de couche

Figures 26.1 à 26.17; 26T1 et 26T2

Bactérioses

- Momification
- Tache bactérienne (goutte)

Mycoses

- Fausse-truffe
- Moisissure jaune
- Moisissure verte (mousse verte)
- Môle humide
- Toile
- Vert-de-gris et confetti
 - Vert-de-gris
 - Confetti
- Verticilliose (môle sèche, éclatement du pied, tache verticillienne)
- Autres mycoses
 - Aphanocladium
 - Cephalosporium
 - Hormiactis
 - Pied chevelu

Viroses

- Viroses diverses
- Maladie de La France
- Autres viroses

Moisissures adventices

A. Moisissures que l'on retrouve principalement dans le compost

- Coprins (coprins noir d'encre)
- Moisissure olive
- Penicillium
- Autres moisissures que l'on retrouve dans le compost

B. Moisissure sur le compost et le gobetage

- Moisissure brune à *Oedocephalum*
- Moisissure du rouge à lèvres
- Moisissure noire
- Plâtres

C. Moisissures que l'on retrouve principalement sur et dans le gobetage

- Champignons nématophages
- Moisissure brune

Maladies non parasitaires

- Crête de coq (peau de crocodile)
- Lames durcies (carpophores rigides)
- Ouverture prématurée du voile
- Stroma
- Autres malformations

Nématodes

- Nématodes parasites
- Nématodes saprophytes

Insectes

- Cécidomyie à galles
- Mouche du fumier (mouche phoride, phoride)
- Moucheron du champignon de couche

Acariens

- Acariens rouges

Autres références

BACTÉRIOSES

► Momification

Pseudomonas sp.

Fig. 26.2

On trouve souvent la maladie appelée momification dans les cultures de champignons. Cependant, on ne dispose pas d'évaluation des pertes économiques annuelles causées par cette maladie. Une des caractéristiques de la maladie est qu'elle n'affecte qu'une partie de la production dans une salle de culture.

Symptômes On ne connaît pas les effets de cette maladie sur l'incubation avant et après le gobetage, mais les symptômes apparaissent une fois la fructification commencée. Un des premiers symptômes est qu'elle retarde la première volée. Les champignons affectés par la maladie de la momification présentent des pieds courbés et des chapeaux inclinés (26.2). À la base du pied, les rhizomorphes sont filandreux et adhèrent au gobetage. La base est souvent ren-

flée et couverte d'un mycélium d'apparence floconneuse. À la récolte, une grande quantité de gobetage adhère à la base. Les champignons affectés meurent, deviennent secs et coriaces et sont parcheminés. Les cueilleurs peuvent souvent détecter la maladie parce que les pieds des champignons récoltés sont durs à couper. Les tissus internes de la tige sont souvent striés de brun ou ont subi un changement de coloration; lorsqu'on les coupe transversalement, on peut voir de minuscules taches brunes.

Agent pathogène La bactérie serait un *Pseudomonas* fluorescent qui ressemble au *Pseudomonas tolaasii*. Goor *et al.* (voir Références bibliographiques) selon une série de caractéristiques qui permettent d'identifier la bactérie responsable de la momification, mais on n'a pas vérifié la pathogénicité de ces cultures qui proviennent de la National Collection of Plant Pathogenic Bacteria à Harpenden, Angleterre. Exception faite du rapport original qui incrimine cette bactérie (Schisler *et al.*, voir Références bibliographiques), aucun des isolats provenant de champignons présentant des symptômes n'a satisfait aux exigences du postulat de Koch et il n'a pas été possible d'induire la maladie avec la culture de référence ATCC 25415 provenant de l'American Type Culture Collection, Rockville, MD. Les symptômes de la maladie sont caractéris-

tiques et on peut les utiliser pour établir un diagnostic. Cependant, il faudra d'autres études pour confirmer l'identité de la bactérie responsable de cette maladie.

Cycle évolutif La bactérie se propage d'une cellule à l'autre par le mycélium infecté et non par les spores. Dans les systèmes à étagères, le taux de propagation est assez rapide allant de 10 à 30 cm par jour. Dans les systèmes en caisses ou en sacs, où les unités de culture sont séparées, ce symptôme est moins évident. Cependant, une fois la maladie installée, on ne peut plus récolter de champignons vendables dans cette zone. On observe souvent la momification dans les cultures où le compost est exceptionnellement humide après la pasteurisation et surtout lorsque le gobetage est appliqué sur le compost dans lequel il y a eu rétention d'eau durant la période d'incubation.

Moyens de lutte Dépistage — Il faut vérifier l'humidité du compost après la pasteurisation (phase II). Pour déceler cette maladie, il faut prêter une attention particulière aux zones humides à la surface du compost au moment du gobetage et aux zones où le gobetage sèche rapidement.

Pratiques culturales — Une fois la momification détectée, on doit isoler les zones affectées des zones saines en creusant des tranchées de 20 cm de largeur, à 1,5 m minimum des limites des zones affectées, et les recouvrir de plastique. Après la récolte, on doit bien pasteuriser le compost. On doit nettoyer soigneusement les filets et les étagères et les désinfecter avant de les réutiliser.

Lutte chimique — On peut traiter les filets et les étagères contaminés avec du formol ou de la chaux hydratée.

Références bibliographiques

- Betterley, D.A., et J.A. Olson. 1989. Isolation, characterization and studies of bacterial mummy disease of *Agaricus brunnescens*. *Mushroom Sci.* 12:679-688.
- Goor, M., R. Van Tomme, R. Swings, J. Gillis, M. Kersters et J. Deley. 1986. Phenotypic and genotypic diversity of *Pseudomonas tolaasii* and white line reacting organisms isolated from cultivated mushrooms. *J. Gen. Microbiol.* 132:2249-2264.
- Schisler, L.C., J.W. Sinden et E.M. Sigel. 1968. Etiology of mummy disease of cultivated mushrooms. *Phytopathology* 58:944-948.

(Texte original de D.L. Rinker et P.J. Wuest)

► Tache bactérienne (goutte)

Fig. 26.1

Pseudomonas tolaasii Paine

La tache bactérienne est la bactériose la plus commune du champignon de couche et, chaque année, elle cause des pertes économiques importantes en dépréciant la qualité des récoltes.

Symptômes Le symptôme le plus commun est l'apparition de taches jaune pâle sur le dessus du chapeau qui virent au jaune doré, puis au jaune brunâtre ou au brun chocolat (26.1). Le pied peut aussi être affecté. Parfois les chapeaux prennent une coloration peu attrayante, se détériorent rapidement et changent de couleur après la récolte. Les symptômes apparaissent plus souvent sur les champignons qui demeurent humides pendant de longues périodes et aux points de contact entre les champignons. Les symptômes de la tache bactérienne et ceux d'autres maladies comme la tache verticillienne peuvent être confondus.

Agent pathogène Le *Pseudomonas tolaasii* est une bactérie aérobie, Gram négatif, non sporulée, en forme de bâtonnet et qui mesure environ 0,5 sur 1 à 2 µm. Elle est fluorescente, oxydase négatif et arginine dihydrolase négatif. Elle métabolise la L-arginine et le L-arabinose et ne croît pas en bas de 4°C. Elle produit une ligne blanche lorsqu'elle est confrontée avec la souche ATCC 14340 (American Type Culture Collection, Rockville, MD). Des gouttes d'un bouillon de culture induisent en 24 heures un brunissement sur des tranches de chair du chapeau fraîchement coupé. Il existe plusieurs souches de cette bactérie. La souche de référence est l'ATCC 33618.

Cycle évolutif On trouve la bactérie à l'état naturel dans la tourbe et la chaux utilisées pour le gobetage et on peut l'isoler facilement du compost après la pasteurisation. Entre deux cycles de culture, elle survit probablement à la surface des structures de la champignonnière, dans les débris, sur les outils et sur l'équipement. La bactérie peut être facilement propagée d'une culture à l'autre par les manutentions, l'équipement de récolte, les insectes, les acariens, les gouttes d'eau et les spores de champignon. Une fois la maladie installée, les arrosages propagent rapidement la bactérie. Habituellement, l'incidence de la maladie est particulièrement forte lors de la première volée. À mesure que la culture vieillit, il y a moins de champignons et l'air circule plus librement autour des carpophores, d'où un meilleur assèchement après les arrosages et une plus faible incidence de la maladie.

Moyens de lutte Pratiques culturales — On lutte contre la tache bactérienne en modifiant les conditions environnementales. Des taux élevés d'humidité relative et l'humidité à la surface des champignons favorisent l'expression des symptômes. Lorsque les champignons demeurent humides pendant plus de deux à trois heures, la tache se développe rapidement. Une ventilation accrue après l'arrosage favorise le séchage de la récolte. Le maintien d'une différence stable de 1 à 1,5°C entre les lectures du psychromètre diminuent de façon significative l'incidence de la tache. Lorsque la tache constitue un problème, il faut éviter d'arroser la culture deux jours consécutifs et un ou deux jours avant la récolte.

Lutte chimique — L'eau additionnée de chlore fait chuter les populations bactériennes à la surface des champignons et peut réduire l'incidence de la tache bactérienne. Cependant, le chlore seul n'élimine pas la maladie. Pour des conseils sur l'utilisation de l'eau chlorée avec les champignons, on recommande aux producteurs de consulter la Direction générale de la protection de la santé, Santé Canada. Par un processus d'inactivation, l'utilisation de chlore a un effet négatif sur l'efficacité des fongicides préalablement appliqués sur le gobetage. Une gestion adéquate de l'humidité relative et des arrosages doit aussi être poursuivie.

Références bibliographiques

- Goor, M., R. Van Tomme, R. Swings, J. Gillis, M. Kersters et J. Deley. 1986. Phenotypic and genotypic diversity of *Pseudomonas tolaasii* and white line reacting organisms isolated from cultivated mushrooms. *J. Gen. Microbiol.* 132:2249-2264.
- Lomax, K.M. 1987. Do you dew point? *Mushroom News* 35:12-19.
- Paine, S.G. 1919. Studies in bacteriosis. III. A brown blotch disease of cultivated mushrooms. *Ann. Appl. Biol.* 5:206-219.
- Royse, D., et P.J. Wuest. 1984. Chlorinated water: effects on brown blotch intensity and bacterial populations in casing soil and on mushroom pilei. Pages 114-124 dans *Symposium on Bacterial Blotch*. Glasshouse Crops Res. Inst., Littlehampton, Angleterre. 124 pp.

Zarkower, P.A., P.J. Wuest, D.J. Royse et B. Myers. 1984. Phenotypic traits of fluorescent pseudomonads causing bacterial blotch of *Agaricus bisporus* mushrooms and other mushroom-derived fluorescent pseudomonads. *Can. J. Microbiol.* 30:360-367.

(Texte original de D.L. Rinker et P.J. Wuest)

MYCOSES

► Fausse-truffe

Fig. 26.8

Diehliomyces microsporus (Diehl & Lambert) Gilkey

La fausse-truffe se rencontre rarement dans les champignonnières. Cependant, lorsqu'elle est présente, elle peut causer d'importantes diminutions de rendement.

Symptômes Les zones touchées sont circulaires, mesurent environ 0,8 à 2,0 m de diamètre et croissent plutôt lentement. Le voile des champignons situés à la périphérie de ces plages s'ouvre prématurément, les pieds sont plus épais et certains champignons ne se développent que lors de volées ultérieures. Sous les zones affectées, le compost prend un aspect détrempe, brun et creusé de dépressions et parfois le blanc disparaît de ces zones. Les ascocarpes (fausses truffes) du champignon pathogène se développent dans le compost infecté. Selon la souche de blanc, la production d'ascocarpes peut débiter dès la colonisation du compost par le blanc ou aussi tard qu'à la troisième volée.

Agent pathogène Le *Diehliomyces microsporus* produit un mycélium blanc crème (26.8) dans lequel se développent des ascocarpes qui ont l'apparence de cervelles de veau. Les asques ovales contiennent huit ascospores fauves à parois lisses et chacune des ascospores contient une gouttelette d'huile. En culture pure, il est rare que l'on obtienne des ascospores et, habituellement, la présence de mycélium d'*Agaricus bisporus* est nécessaire pour qu'elles se développent.

Cycle évolutif Le parasite pénètre dans les champignonnières par le foin souillé de boue, les balles de paille ou les aires de compostage non pavées, ou sous forme d'inoculum anémophile provenant du compost précédent. Ce champignon concurrence le mycélium végétatif de l'*Agaricus bisporus* et forme des ascospores dans tout le compost lorsque son thalle atteint un certain stade de maturité. Les ascocarpes ne se forment pas en présence de toutes les souches de champignon de couche et il est donc difficile de confirmer sa présence dans le compost. On suppose que ce champignon produit des métabolites qui inhibent le processus de développement des primordia en carpophores.

On ne trouve pas le *D. microsporus* dans tous les types de sol, mais il est difficile de savoir s'il est présent ou non dans un sol donné. Un fois la maladie établie, ce champignon pathogène peut infecter et survivre dans le bois des couches ou des caisses.

Moyens de lutte Pratiques culturales — Les balles de paille doivent être exemptes de boue et il faut préparer le compost sur des aires bétonnées afin de réduire la probabilité de contamination. Une bonne désinfection du bois ne s'obtient qu'en le pasteurisant rigoureusement à la vapeur à 75°C pendant 6 à 12 heures, ce qui vaut pour la plupart des structures en bois. Le compost infecté doit être pasteurisé à

60-65°C pendant 18 heures avant de le retirer de la chambre de production. Lorsque le champignon pathogène survit, ses propagules peuvent facilement contaminer le compost au moment du remplissage et du lardage; un envahissement concurrentiel lors de l'une ou l'autre de ces étapes représente une grave menace pour la culture.

Références bibliographiques

Kligman, A.M. 1944. Control of the truffle in beds of the cultivated mushroom. *Phytopathology* 34:376-384.

Sinden, J.W. 1971. Ecological control of pathogens and weed-molds in mushroom culture. *Annu. Rev. Phytopathol.* 9:411-432.

(Texte original de D.L. Rinker et P.J. Wuest)

► Moisissure jaune

Fig. 26.7

Sepedonium niveum Masee & Salmon
(téléomorphe *Hypomyces* sp.)

Les fortes contaminations de moisissure jaune causent d'importantes diminutions de rendement.

Symptômes Le *Sepedonium* produit une moisissure blanche qui devient jaune terne puis ocre en vieillissant (26.7). Elle concurrence le mycélium du champignon cultivé. On l'a trouvée dans les couches inférieures des tunnels, lorsque l'on fait de la pasteurisation et du conditionnement en masse.

Agent pathogène Les (conidies) aleuriospores du *Sepedonium* sont grosses (13 à 17 µm), globulaires, à parois épaisses et rugueuses, jaune pâle et solitaires à l'apex de courtes ramifications sporogènes. En culture, le thalle est blanc lorsqu'il est jeune, puis devient jaune doré à l'intérieur et à la surface du substrat.

Cycle évolutif Les spores du *Sepedonium* résistent aux températures élevées et peuvent facilement survivre à la pasteurisation. Les spores anémophiles contaminent le compost lors des opérations de remplissage et de lardage, ou lors de la période d'incubation. Le compost non pasteurisé ou usé qui colle aux couches et aux caisses peut transmettre cette moisissure à la culture.

Moyens de lutte Pratiques culturales — On peut prévenir la moisissure jaune en portant une attention particulière à l'hygiène de la culture et en filtrant l'air adéquatement. Un suivi minutieux des températures lors de la phase II et de la pasteurisation post-récolte du compost est aussi essentiel.

Références bibliographiques

Botha, W.J., et A. Eicker. 1986. Notes on the physiology and morphology of *Sepedonium niveum*, a newly recorded competitor mold of mushroom compost. *Dev. Crop Sci.* 10:331-339.

Sinden, J.W. 1971. Ecological control of pathogens and weed-molds in mushroom culture. *Annu. Rev. Phytopathol.* 9:411-432.

(Texte original de D.L. Rinker et P.J. Wuest)

► Moisissure verte (mousse verte)

Fig. 26.4 et 26.5

Trichoderma harzianum Rifai
(téléomorphe *Hypocrea vinosa* Cook)
Trichoderma koningii Oudem.
(téléomorphe *Hypocrea ceramica* Ellis & Everh.)
Trichoderma viride Pers.:Fr.
(téléomorphe *Hypocrea rufa* (Pers.:Fr.) Fr.)

La moisissure verte est souvent regroupée avec des moisissures non infectieuses comme indicateur de la qualité du compost. Cependant, certaines espèces peuvent réduire le rendement et la qualité des récoltes.

Symptômes À mesure que des spores sont produites, le mycélium blanc et floconneux verdit (26.4 et 26.5). On peut voir la sporulation sur le compost avant que le gobetage soit mis en place ainsi que sur le gobetage sur lequel les symptômes ressemblent à la toile. Le *Trichoderma koningii* tend à sporuler tard dans le cycle de culture, soit vers la troisième volée, alors que le *T. viride* sporule tout au long de la production. Ce parasite attaque le carpophore du champignon et provoque une coloration rougeâtre à brun violacé que l'on peut confondre avec la môle sèche.

Les mites rouges (voir Acariens, dans le présent chapitre) sont de bonnes espèces indicatrices de la présence des *Trichoderma* dans le compost. Elles se nourrissent des spores et du mycélium du *Trichoderma*, et de grandes populations peuvent se développer dans une culture infectée. Lorsque les champignons sont en période de fructification, ces acariens de couleur rouge se retrouvent en grand nombre à la surface du carpophore.

L'utilisation de suppléments protéiques au lardage ou au gobetage peut stimuler la croissance du *Trichoderma*, surtout quand la distribution du supplément dans le compost est inégale ou en paquets.

Agents pathogènes Les espèces du genre *Trichoderma* croissent très rapidement sur les milieux d'isolement usuels. Le mycélium est rampant, parfois en touffes, et couvre habituellement une boîte de Pétri en quelques jours. Le mycélium végétatif est cloisonné, hyalin et d'abord gris à blanc. Les colonies virent au vert grisâtre lorsque les conidies apparaissent. Les phialides sont produites de façon alternée, en paires ou en verticilles, et forment habituellement des angles droits par rapport à la branche parentale. Les phialides sont étroites, mesurent 25 à 70 sur 2 à 5 µm et ont un rétrécissement caractéristique à l'apex où naissent des masses de conidies dont le diamètre est de 10 µm. Les conidies sont hyalines ou vertes, non cloisonnées, lisses, petites et globuleuses à ovées, ou oblongues à ellipsoïdes, selon les espèces. Des recherches supplémentaires sont nécessaires pour établir l'importance relative et la pathogénicité des espèces de *Trichoderma* responsables de cette maladie.

Cycle évolutif La température optimale pour la croissance des espèces de *Trichoderma* est de 22 à 26°C. On peut observer la sporulation moins de 10 jours après la contamination. Le champignon croît particulièrement bien dans des substrats où le pH est inférieur à 6. Un compost où le rapport carbone:azote (C:N) est de 22:1 favorise le développement du parasite. Un compost normal, au lardage, doit avoir un rapport C:N qui se situe entre 15:1 et 18:1.

Les espèces de *Trichoderma* sont abondantes dans le sol et sur la matière organique. Les spores sont facilement dispersées par le vent, l'eau, les acariens et par des moyens mécaniques. Elles peuvent contaminer les cultures de champignons à n'importe quel stade de la production.

Moyens de lutte Pratiques culturales — La principale façon de réduire l'incidence de la moisissure verte dans les cultures de champignons est de préparer le compost de manière adéquate. On doit viser un rapport carbone:azote de 15:1 à 18:1. Une attention particulière au contrôle de la qualité tout au long du processus de compostage produira

un compost adéquatement décomposé, équilibré et sélectif. Les suppléments doivent être bien mélangés afin d'éviter la formation de mottes.

Le lardage dans un environnement où l'air est exempt de poussière réduit la probabilité de contamination par le *Trichoderma*. On peut réduire l'infection directe des champignons en diminuant l'humidité dans la chambre de culture.

On recommande une pasteurisation post-récolte régulière (65°C) pendant huit heures. Les chambres dans lesquelles des cultures ont été gravement affectées par le *Trichoderma* doivent être désinfectées de nouveau à la vapeur avant d'être remplies pour la production suivante.

Lutte chimique — Au Canada, il existe des fongicides homologués contre cette maladie.

Références bibliographiques

- Bissett, J. 1984. A revision of genus *Trichoderma*, I. Section *Longibrachiatum* sect. nov. *Can. J. Bot.* 62:924-931.
 Harvey, C.L., P.J. Wuest et L.C. Schisler. 1982. Diseases, weed molds, and abnormalities of the commercial mushroom. Pages 21-22 dans P.J. Wuest et G.D. Bengston, eds, *Penn. State Handbook for Commercial Mushroom Farmers*. The Pennsylvania State Univ., University Park, Pennsylvania. 129 pp.
 Sinden, J.W., et E. Hauser. 1953. Nature and control of three mildew diseases of mushrooms in America. *Mushroom Sci.* 2:177-181.

(Texte original de D.L. Rinker et P.J. Wuest)

► Môle humide

Fig. 26.10

Mycogone perniciosa (Magnus) Delacr.
 (téléomorphe *Hypomyces* sp.)

Cette maladie, que l'on trouve de temps à autre, ne représente pas une menace pour les champignons de couche.

Symptômes Cette maladie se reconnaît facilement par des déformations qui donnent au champignon l'apparence d'un chou-fleur (26.10). Cette masse en forme de corail mesure 10 cm de diamètre. En conditions humides, des gouttes d'un liquide ambre à brun foncé se forment à la surface d'un feuillage blanc et floconneux. La môle sèche causée par le *Verticillium fungicola* ne produit pas de déformations aussi importantes que la môle humide et ne cause pas de brunissement. En conditions sèches, la môle humide peut se dessécher et ressembler alors à la môle sèche.

Agent pathogène Deux types de conidies sont habituellement produites: une phialoconidie et une aleurioconidie. Les phialoconidies sont hyalines et portées sur des conidiophores ramifiés en verticilles. Les premiers travaux sur la forme phialoconidienne du *Mycogone perniciosa* ont créé une certaine confusion à cause de sa très grande ressemblance avec celle du *Verticillium fungicola*. Le *Mycogone perniciosa* est facile à identifier par la présence d'aleurioconidies produites sur de courtes ramifications qui apparaissent à la base des phialoconidies et, plus fréquemment, intercalaires le long d'un hyphé ténu (3 à 4 µm) et non spécialisé. On trouve les aleurioconidies à la surface d'une cellule basale bulbeuse à parois minces et qui mesure 10 à 14 sur 9 à 12 µm. Les nombreuses aleurioconidies mesurent 18 à 20 sur 14 à 17 µm, sont brun ambre pâle, polynucléaires, à parois épaisses et verruqueuses, et leur cytoplasme est dense et granulaire. La croissance optimale a lieu entre 23 et 25°C sur la plupart des milieux de croissance habituels. La lumière n'est pas nécessaire pour la sporulation et les aleurioconidies se développent après 7 à 10 jours. Les phialoconidies sont présentes dans de jeunes (trois à sept jours) cultures. Le mycélium est blanc. À mesure que la culture vieillit, la couleur passe du blanc au chamouis. Les aleurioconidies sont nombreuses alors qu'on observe rarement des phialoconidies dans les cultures plus âgées.

Cycle évolutif La terre de gobetage contaminée est la principale source de *Mycogone perniciososa*, champignon ubiquiste et tellurique. Lorsqu'un jeune champignon est infecté, le parasite met 10 à 14 jours pour produire une môle caractéristique. Des champignons infectés dès la première volée indiquent une terre de gobetage contaminée. Les spores peuvent survivre à la surface des structures et dans les déchets de culture. Une fois le champignon parasite établi, les principaux moyens de propagation sont les éclaboussures d'eau et l'eau de ruissellement vers les couches inférieures. On soupçonne les insectes et les acariens d'être porteurs du parasite, mais la preuve n'est pas formelle. Les cueilleurs, les outils et les équipements peuvent aussi propager la maladie. Les spores sont légères et anémophiles. Les spores présentes dans la poussière ou sur le sol sont une autre source de contamination.

Moyens de lutte (voir verticilliose, dans le présent chapitre)

Références bibliographiques

Smith, F.E.V. 1924. Three diseases of cultivated mushrooms. *Trans. Br. Mycol. Soc.* 10:81-97.

(Texte original de D.L. Rinker et P.J. Wuest)

► **Toile**

Fig. 26.3

Cladobotryum dendroides (Bull.:Fr.) W. Gams & Hoozemans (syn. *Dactylium dendroides* (Bull.:Mérat) Fr.) (téléomorphe *Hypomyces rosellus* (Albertini & Schwein.) Tul.)

La toile est une maladie occasionnelle. Cependant, elle peut parfois être généralisée et destructrice dans certaines champignonnières.

Symptômes On ne trouve la toile que sur le gobetage; elle peut apparaître à n'importe quel stade de croissance de la culture, à partir du primordium. Des foyers circulaires de mycélium blanc attaquent les champignons et les recouvrent d'un feutrage blanc et grossier (26.3). Les champignons touchés brunissent et se décomposent. Le mycélium de la toile rosit ou rougit avec l'âge.

Agent pathogène Le *Cladobotryum dendroides* croît rapidement sur gélose au malt, à l'avoine ou glucosée à la pomme de terre. Le mycélium est aérien, cotonneux et grisâtre, et un pigment rouge apparaît dans le milieu après cinq à sept jours. Les conidies (26 à 32 sur 10 à 13 µm) sont bicellulaires ou tricellulaires, hyalines et naissent sur des conidiophores dressés, simples ou ramifiés.

Cycle évolutif Ce champignon est tellurique et peut être introduit dans le gobetage par le sol, les spores ou le mycélium. Si le gobetage est contaminé par des spores, les symptômes n'apparaîtront pas avant la quatrième ou la cinquième volée. Cependant, lorsque le gobetage est infecté par le mycélium, les symptômes peuvent apparaître dès la première volée. Un taux d'humidité supérieur à 90 %, une température ambiante de l'air supérieure à 18°C et la condensation de l'eau favorisent le développement de la toile.

Le parasite est propagé par les spores anémophiles, les ouvriers ou le gobetage contaminé. Les champignons sauvages servent d'hôtes et de réservoir au parasite. Du compost de fin de récolte mal pasteurisé peut servir de milieu propice à la croissance et à la reproduction du champignon pathogène.

Moyens de lutte (voir verticilliose, dans le présent chapitre)

Références bibliographiques

Barron, G.L. 1968. *The Genera of Hyphomycetes from Soil*. Williams & Wilkins, Baltimore, Maryland. 364 pp.

Gilman, J.C. 1957. *A Manual of Soil Fungi*. Iowa State Univ. Press, Ames, Iowa. 450 pp.

Sinden, J.W., et E. Hauser. 1953. Nature and control of three mildew diseases of mushrooms in America. *Mushroom Sci.* 2:177-181.

(Texte original de D.L. Rinker et P.J. Wuest)

► **Vert-de-gris et confetti**

Fig. 26.6

Vert-de-gris

Chrysosporium luteum (Cost.) Carm.

Confetti

Chrysosporium merdarium (Link:Grev.) Carm.

(téléomorphe *Gymnoascus uncinatus* Eidam)

Le vert-de-gris et le confetti sont des maladies peu fréquentes. On ne connaît pas les pertes globales encourues par l'industrie du champignon. Cependant, les pertes de certaines champignonnières peuvent être relativement importantes.

Symptômes Les primordia (grains) ne se forment pas dans le gobetage et, par conséquent, les champignons ne se développent pas. Le mycélium blanc et cotonneux du *C. luteum* s'agrège en une natte formée d'un feutrage caractéristique situé entre le compost et le gobetage. Des pastilles de mycélium ayant la forme de confettis et dispersées dans le compost sont produites par le *C. merdarium*. Ces «confettis» jaunissent à mesure qu'ils vieillissent (26.6) et peuvent être difficiles à voir.

Agents pathogènes Le *Chrysosporium luteum* a un mycélium aux ramifications irrégulières. De petites conidies ovales, mesurant de 3,0 à 4,5 µm, sont dispersées irrégulièrement sur des cellules renflées, et de courtes chaînes de deux ou trois conidies peuvent être produites sur un pédicelle. Les cultures sont blanches lorsqu'elles sont jeunes, mais jaunissent après quelques semaines d'incubation.

Les conidies du *C. merdarium* sont typiquement produites sur des branches latérales sous forme d'arthroconidies alternées; elles sont presque globuleuses ou piriformes avec une base largement aplatie, cuboïdes lorsque intercalaires, à parois lisses à très rugueuses, et mesurent environ 5 à 6 sur 4 à 5 µm. Sur gélose à l'extrait de levure, leur centre devient d'un jaune soutenu qui vire au vert ou au brun rougeâtre après trois à quatre semaines.

Cycle évolutif Les deux espèces de *Chrysosporium* infectent le compost au lardage, se mêlent au mycélium du champignon de couche et infectent le gobetage dès que ce dernier est appliqué. Les deux espèces tendent à causer des dégâts plus graves lorsqu'on utilise des sols minéraux pour le gobetage plutôt que de la mousse de tourbe. La formation de pastilles de mycélium dans le compost dans les cas de maladie du confetti ou à la surface du compost dans les cas de maladie du vert-de-gris dépend du stade de croissance du parasite et de son interaction avec le mycélium du champignon. On connaît peu de choses sur la pathogénèse, mais on pense que des métabolites secondaires entravent la formation des primordia de champignon.

Les spores de ces champignons sont très petites et facilement transportées par le vent. Les premières contaminations du compost auraient pour origine des sources extérieures à la champignonnière, par exemple le labour

des champs environnants ou l'érosion des sols par le vent. Le compost infecté devient alors une importante source d'inoculum. Le compost exposé à l'inoculum de *Chrysosporium* au moment du lardage est gravement infecté, ce qui se traduit en pertes pour la culture.

Moyens de lutte Pratiques culturales — Lorsqu'elles sont présentes dans le compost, les maladies du vert-de-gris et du confetti ne peuvent être enrayerées que par la pasteurisation (12 heures à 70°C) du compost avant qu'il ne soit retiré des salles de production. Les *Chrysosporium* étant plus difficiles à contrer que les autres moisissures, il faut pasteuriser plus longtemps à haute température. Autrement, les mesures de lutte s'appuient sur la réduction du nombre de spores libérées dans l'air à proximité de la zone de lardage. L'utilisation de filtres à haute efficacité (HEPA) et de ventilation par surpression dans les zones où l'on procède au lardage réduit au minimum la contamination du compost.

Références bibliographiques

- Allard, C. 1961. Sur les myceliophthora du champignon de couche (*Psalliota hortensis* Cooke). *Ann. Epiphyties* 12:263-291.
Carmichael, J.W. 1962. *Chrysosporium* and some other aleuriosporic hyphomycetes. *Can. J. Bot.* 40:1137-1173.

(Texte original de D.L. Rinker et P.J. Wuest)

► Verticilliose (môle sèche, éclatement du pied, tache verticillienne)

Fig. 26.9

Verticillium fungicola (G. Preuss) Hassebring
(syn. *Verticillium malthousei* Ware)

La môle sèche est la maladie fongique la plus importante dans les champignonnières; elle entraîne des pertes annuelles d'approximativement 7 millions de dollars au Canada.

Symptômes Les différents noms correspondent aux symptômes de la maladie à différents stades de développement du champignon de couche. L'infection précoce du primordium du champignon de couche perturbe sa croissance et le transforme en une masse globulaire (môle sèche) de 0,5 à 1,0 cm de diamètre. L'infection des champignons plus âgés (au stade du grain) provoque l'éclatement du pied et le carpophore peut s'incliner légèrement (éclatement du pied). Lorsque le parasite infecte les tissus du carpophore, la zone infectée brunit (26.9) et les tissus touchés prennent une teinte grisâtre (tache verticillienne). Les lésions sont habituellement moins luisantes que celles de la tache bactérienne. Ces taches brunes finissent par produire une pruine blanc grisâtre résultant de la production de spores par le *Verticillium*.

Agent pathogène On a développé récemment un milieu de culture pour isoler le *V. fungicola* de la terre de gobetage, de débris dans les chambres de production, des locaux de la champignonnière, de mouches et de carpophores de champignons de couche (voir Références bibliographiques, Rinker *et al.* 1993). Ce milieu a été utilisé avec succès pour vérifier l'efficacité des programmes d'hygiène mis en place dans les champignonnières de l'Ontario. Le *Verticillium fungicola* croît de 23 à 28 mm en 10 jours sur gélose glucosée à la pomme de terre lorsqu'il est cultivé à la température ambiante et il apparaît blanc velouté. Le dessous des cultures est incolore à jaune. Certaines souches croissent à l'intérieur de la gélose et, en surface, leur morphologie devient crénelée après 10 jours environ. Le mycélium est cloisonné, hyalin, ramifié et étroit (1 à 3 µm). De nombreuses

phialides verticillées sont portées sur des conidiophores érigés qui mesurent 8 à 10 sur 1 à 3 µm et se rétrécissent à 0,5 à 1,0 µm à l'apex où les conidies naissent. La production de conidies est acropète et se fait dans un mucilage plutôt qu'en chaînes. Ces masses de conidies contiennent 6 à 20 conidies ovales, presque cylindriques à légèrement falciformes, hyalines, non cloisonnées, à parois lisses, et qui mesurent 6,6 sur 2,5 µm. Parfois, une autre sorte de conidies (grandes aleuriospores) se forment dans des cultures incubées pendant plusieurs semaines. Cette espèce ne produit pas de sclérotés.

Deux variétés de *V. fungicola* ont été décrites, mais on n'a pas encore prouvé qu'il s'agit réellement de deux entités distinctes. Le *Verticillium psalliotae* Treschow est une autre espèce de *Verticillium* que l'on trouve sur champignons de couche et qui ne produit pas de sclérotés. Lorsque le sol n'est pas pasteurisé adéquatement, on l'isole si de la terre végétale plutôt que de la mousse de tourbe sert de substrat de gobetage. Un pigment rouge se forme dans le milieu et les conidies ont la forme de croissants, mais les autres caractéristiques physiques sont très semblables à celles du *V. fungicola*.

Cycle évolutif La température optimale pour le développement de la maladie est d'environ 20°C. À cette température, les symptômes de môle sèche et d'éclatement du pied apparaissent 10 à 14 jours après l'infection. Ainsi, si la môle sèche est présente à la première volée, il est probable que le parasite a été introduit avec la terre de gobetage ou à un moment quelconque de la période de formation des grains. La tache verticillienne apparaît 48 heures après la contamination. La terre de gobetage contaminée et la poussière sont probablement les sources les plus communes de *Verticillium*. La contamination peut être causée par des spores anémophiles ou par des spores transportées par les insectes, les acariens ou les ouvriers agricoles. Les spores du *Verticillium* sont produites en masses collantes, ce qui leur permet de se fixer à la poussière, aux mouches, aux acariens, aux déchets, aux vêtements, aux outils et aux ouvriers agricoles. On ne peut se débarrasser de ces spores collantes même en se lavant les mains à l'eau chaude savonneuse. La présence des spores sur les mains et sur les vêtements des ouvriers agricoles est probablement le principal moyen de propagation du champignon dans ou entre les cultures. L'arrosage de la culture peut propager les spores par des éclaboussures et l'écoulement de l'eau vers les couches des tablettes inférieures et sur le sol. Les insectes, surtout les mouches du fumier (voir mouche du fumier, dans le présent chapitre), et les acariens (*Tyrophagus* spp.) qui se nourrissent des spores du *Verticillium* peuvent facilement propager le parasite dans et entre les cultures. Lorsque la poussière du sol est soulevée, la concentration de spores augmente dans l'air et on pense que ce serait la principale cause des infections.

Moyens de lutte Pratiques culturales — La principale stratégie de lutte contre la môle sèche est d'adopter des mesures d'hygiène et de prophylaxie. Les principes de base sont : 1) démarrer les cultures dans des locaux et avec des milieux propres; 2) prendre soin de ne pas infecter les cultures saines; 3) éviter la propagation des maladies à l'intérieur de la culture et entre les cultures; 4) maintenir les niveaux d'infection le plus bas possible; et 5) pasteuriser les cultures atteintes aussitôt à la cueillette terminée afin d'éliminer le champignon pathogène.

La terre de gobetage doit être entreposée dans des zones exemptes de poussière et les zones d'entreposage et de mélange doivent être désinfectées avant de préparer le go-

betage. La terre de gobetage ne doit pas être exposée à la poussière ou aux mouches lors de la préparation du mélange. Les ouvriers qui étendent la terre de gobetage ne doivent pas avoir travaillé dans des chambres infectées et ne doivent pas porter de vêtements contaminés. Tout l'équipement servant au gobetage doit être désinfecté avant d'être utilisé.

Il faut empêcher l'entrée des insectes dans les chambres de production par des moyens physiques et chimiques. La réduction des populations de mouches durant le cycle de culture réduit de façon significative la propagation de la maladie (voir moucheron du champignon de couche, dans le présent chapitre). On doit installer des filtres à spores sur les bouches et les conduits d'aération.

Afin de réduire au maximum la propagation du *Verticillium* des vieilles chambres (quatrième volée) aux nouvelles chambres (première volée), chaque jour la récolte doit se faire en commençant par les nouvelles salles. Les cueilleurs ne doivent pas récolter les champignons malades. Si on doit enlever des champignons malades, il faut le faire à un autre moment que la récolte régulière et les ouvriers doivent désinfecter régulièrement les gants qu'ils portent.

Si la maladie est grave, on mettra fin à la culture avant la quatrième volée. Une culture à trois volées peut réduire de façon significative l'incidence de la môle sèche dans les champignonnières commerciales. On pasteurisera le compost à 70°C pendant 12 heures, que la récolte ait été arrêtée prématurément ou pas. On doit éliminer le compost usé et les déchets de la champignonnière. On lavera soigneusement les murs, les planchers, les caisses et les étagères après que le compost a été enlevé.

Lutte chimique — Au Canada, il existe des fongicides homologués. Cependant, il existe aussi des souches de *Verticillium* qui sont résistantes au benzimidazole. Des produits dérivés des dithiocarbamates ne peuvent être appliqués que sous forme de poudrage sur le gobetage. On peut mélanger du formol à la terre de gobetage avant qu'elle ne soit étendue sur le compost lardé. On élimine les infections locales en les couvrant de sel et/ou d'un verre, ou en pulvérisant du formol sur la môle et la zone périphérique avant de l'enlever.

Références bibliographiques

- Brady, B.L.K., et I.A.S. Gibson. 1976. *Verticillium fungicola*. CMI Descriptions of Pathogenic Fungii and Bacteria, No. 498. Commonw. Mycol. Inst., Kew, Surrey, Angleterre. 2 pp.
- Gandy, D. 1972. Observations on the development of *Verticillium malthousei* in mushroom crops and the role of cultural practices in its control. *Mushroom Sci.* 8:171-181.
- North, L.H., et P.J. West. 1993. The infection process and symptom expression of verticillium disease of *Agaricus bisporus*. *Can. J. Plant Pathol.* 15:74-80.
- Rinker, D.L., S. Bussmann et G. Alm. 1993. A selective medium for *Verticillium fungicola*. *Can. J. Plant Pathol.* 15:123-124.
- Ware, W.M. 1933. A disease of cultivated mushrooms caused by *Verticillium malthousei* sp. nov. *Ann. Bot.* 47:763-788.
- Wong, W.C., et T.F. Preece. 1987. Sources of *Verticillium fungicola* on a commercial mushroom farm in England. *Plant Pathol.* 36:577-582.

(Original de D.L. Rinker et P.J. Wuest)

► Autres mycoses

Aphanocladium *Aphanocladium album* (G. Preuss) W. Gams
Cephalosporium *Cephalosporium* spp.

Hormiactis *Hormiactis alba* G. Preuss
Pied chevelu *Mortierella bainieri* Cost.

On a signalé que ces mycoses sporadiques causent parfois d'importantes pertes dans la production de champignons de couche.

Références bibliographiques

- Flegg, P.B., D.M. Spencer et D.A. Wood, eds. 1985. *The Biology and Technology of the Cultivated Mushroom*. J. Wiley & Sons, Chichester, Angleterre. 347 pp.
- Fletcher, J.T., P.F. White et R.H. Gaze. 1989. *Mushrooms: Pest and Disease Control*. 2^e éd. Intercept Ltd., Andover, Hants., Angleterre. 174 pp.

(Texte original de D.L. Rinker et P.J. Wuest)

VIROSES

► Viroses diverses

Maladie de La France
Autres viroses

Fig. 26.11

À ce jour, on a dénombré cinq types ou plus de particules virales susceptibles d'infecter les champignons de couche. Seuls ou combinés, ils induisent une grande variété de symptômes. Une «virose» sévissait fréquemment dans l'industrie du champignon commercial durant les années soixante, avant que son étiologie soit comprise. La maladie de La France continue d'être une menace sérieuse. Dans de nombreux cas, les maladies virales sont tellement dévastatrices que le producteur de champignons doit cesser temporairement ses activités afin d'enrayer le problème.

Symptômes Les symptômes de viroses varient d'une diminution de rendement jusqu'à des déformations des champignons. Durant l'incubation, il n'y a pas de signes visibles de la maladie; cependant, une fois le gobetage appliqué, des symptômes caractéristiques peuvent apparaître. Le mycélium a peine à croître dans certaines zones du gobetage ou croît puis meurt en laissant des plages vides (26.11). Les champignons formés peuvent : 1) être normaux; 2) porter des carpophores très petits sur des pieds normaux; 3) avoir des tiges allongées qui sont légèrement recourbées; 4) mourir rapidement, pour ensuite être affectés par une pourriture molle bactérienne; 5) s'ouvrir prématurément; 6) prendre une coloration blanc cassé, cendrée ou ocre; 7) former un primordium plus tard que d'habitude et souvent sous la surface du substrat; 8) les champignons récoltés peuvent brunir rapidement ou 9) être attachés peu solidement à la terre de gobetage. Dans les autres cas, la culture peut sembler tout à fait normale, avec pour seul effet une chute inexplicable de la production.

Agents pathogènes Il existe une forte corrélation entre la présence d'un modèle spécifique d'ARN double brin et les symptômes de la maladie de La France. Ce modèle consiste en des ARN bicathénaires avec des poids moléculaires de 2,50, 2,05, 1,95, 1,85, 1,70, 1,10, 0,89, 0,53 et de $0,50 \times 10^6$. On estime les masses moléculaires des ARN bicathénaires par leur mobilité électrophorétique relative par rapport aux fragments d'endonucléase de restriction Bst E II de l'ADN de lambda. Les champignons sains, tels que les plus récentes souches hybrides, contiennent un autre ARN bicathénaire, de poids moléculaire de $1,6 \times 10^6$, que l'on ne relie pas à la présence de cette maladie.

On a aussi classé ou identifié les mycovirus (MV) selon la taille et la forme des particules. Selon Fletcher *et al.* (1989; voir Autres références), ce sont : MVI, particules sphériques de 25 nm de diamètre; MV2, particules sphériques de 29 nm de diamètre; MV3, particules bacilliformes, 50 sur 19 nm de diamètre; MV4, particules sphériques de 35 nm de diamètre; MV5, particules sphériques de 50 nm de diamètre.

On procède à l'identification des mycovirus des champignons cultivés en comparant les taux de croissance du mycélium sur gélose, en examinant directement un échantillon au microscope électronique (MÉ), en examinant un échantillon par microscopie électronique par immuno-adsorbance (IEM ou ISEM), en faisant une électrophorèse en gel de polyacrylamide (PAGE) ou en examinant un échantillon par immuno-enzymologie (ELISA).

Cycle évolutif La transmission des viroses se fait par fusion des hyphes de mycélium infecté avec un mycélium sain (anastomose). Le mycélium infecté peut aussi produire des spores infectées. On ne connaît pas de vecteurs (insectes, acariens et nématodes) de mycovirus autres que la propagation des spores par les insectes et les acariens. Les spores de champignon de couche peuvent être transportées par les courants d'air ou le vent aux salles ou aux champignonnières. Les champignons sauvages ne semblent pas servir d'hôtes aux mycovirus qui attaquent l'*Agaricus bisporus*.

Le compost peut être contaminé en tout temps après la pasteurisation. Une fois établi dans la culture, le virus se propage par le mycélium. Un champignon avec un chapeau de 8 cm de diamètre peut libérer environ 1,3 milliard de spores. On a signalé que 10 à 100 spores infectées de virus sur une surface d'approximativement 3 m² de compost induisent des symptômes reconnaissables.

Les spores sèches des champignons infectés de mycovirus, entreposées à la température ambiante, sont encore infectieuses après six ans. Les spores de champignon entreposées à 4°C sont encore viables après 10 ans. Des études ont montré que les spores survivent 16 heures à 60°C, mais pas à 65°C. D'autres suggèrent qu'une exposition à 54°C pendant 10 min est mortelle pour les spores de champignon.

Les fragments mycéliens composés de plusieurs cellules qui demeurent dans les structures en bois, les filets et l'équipement peuvent s'anastomoser à du mycélium sain et transmettre des particules virales.

Moyens de lutte Pratiques culturales — On peut mener une lutte fructueuse contre les virus qui attaquent les champignons cultivés en menant un programme prophylactique (voir verticilliose, dans le présent chapitre). Étant donné que les spores sont le principal vecteur de virus, on ne doit pas laisser les champignons atteints s'ouvrir et libérer leurs spores. Les pores des filtres doivent être suffisamment petits pour arrêter des spores de 5 à 7 µm de diamètre. Les systèmes de ventilation doivent être étanches et ne pas créer de pression négative susceptible d'introduire des spores de l'autre côté du filtre.

La technique qui consiste à remuer la terre de gobetage pour briser le mycélium et à le mélanger dans la couche de gobetage nécessite que l'on désinfecte l'équipement entre chaque utilisation. De même, la nouvelle technique qui consiste à ajouter du compost complètement colonisé à la terre de gobetage («cacing») augmente le risque de propagation de la maladie et accentue la nécessité d'un pro-

gramme d'hygiène global et préventif dans les champignonnières.

Il peut s'avérer fructueux de changer les souches de blanc afin de rétablir les rendements. Le choix d'une souche qui ne s'anastomose pas aussi facilement avec la souche infectée peut contribuer à réduire l'inoculum dans la champignonnière. Ainsi, une pratique fréquente dans les champignonnières consiste à cultiver des souches de couleurs ou de textures différentes, par exemple des souches crème ou blanc cassé. On a signalé qu'une espèce apparentée, l'*A. bitorquis*, est tolérante aux maladies virales. Si on utilise des souches hybrides avec l'*A. bisporus*, passer d'hybrides blancs à blanc cassé ou le contraire ne serait pas efficace parce que les souches hybrides peuvent s'anastomoser avec les lignées parentales.

On évitera d'entreposer ou de transporter le blanc et les champignons récoltés dans la même chambre froide ou glacière. Si on échange les paniers de cueillette ou de transport entre champignonnières, on doit les désinfecter avant de les utiliser.

Références bibliographiques

- Morris, T.J., et J.A. Dodds. 1979. Isolation and analysis of double-stranded RNA from virus-infected plant and fungal tissue. *Phytopathology* 69:854-858.
- Romaine, C.P., et B. Schlaghauser. 1989. Evidence of double stranded RNAs in healthy and LaFrance disease-affected basidiocarps of *Agaricus bisporus*. *Mycologia* 81:822-825.
- Romaine, C.P., P. Ulrich et B. Schlaghauser. 1993. Transmission of La France isometric virus during basidiosporogenesis in *Agaricus bisporus*. *Mycologia* 88:175-179.
- Ross, R.C., G.A. Brown et C.P. Romaine. 1987. Recent experience in detecting viral double-stranded RNA in commercial mushroom crops and its effect on yield. *Dev. Crop Sci.* 10:321-329.

(Texte original de D.L. Rinker et P.J. Wuest)

MOISSURES ADVENTICES

Il existe de nombreuses mycoses non infectieuses des champignons de couche, qui sont toutes attribuées à des moisissures dites indicatrices ou adventices. Elles peuvent influencer la production de façon importante, mais elles n'infectent pas en général le champignon lui-même.

A. MOISSURES QUE L'ON RETROUVE PRINCIPALEMENT DANS LE COMPOST

► Coprins (coprins noir d'encre)

Fig. 26.12

Coprinus comatus (Müller in Fl. Dan.:Fr.) S.F. Gray
Coprinus niveus (Pers.:Fr.) Fr.

Symptômes Le mycélium de ces *Coprinus* est grêle, gris à blanc et difficile à distinguer de celui du champignon cultivé. Normalement, les fructifications des *Coprinus* (26.12) se développent après le gobetage et avant l'apparition des champignons de couche. Parfois, on en observe à la fin de la phase II de préparation du compost. Les fructifications se transforment rapidement en une masse noire déliquescence qui ressemble à de l'encre.

Agents causals De temps à autre, on observe des *Coprinus* dans le compost de champignon, d'abord pendant l'incubation ou après que la terre de gobetage (mousse de tourbe) a été appliquée (terreautage) sur le compost déjà colonisé par l'*Agaricus bisporus*. Ces champignons à mélanospores ont habituellement des chapeaux coniques et on les reconnaît facilement parce qu'une déliquescence les transforme en un liquide noir, ce qui leur vaut le nom de noir d'encre ou coprin noir d'encre. Les traits morphologiques qui distinguent les *Coprinus* des autres champignons, mis à part la déliquescence, sont des lamelles étroites et très espacées, des chapeaux assez minces, de très fines lamelles aux bords parallèles, des basides séparées par des paraphyses qui sont plus courtes et plus larges que les basides, et des badiospores lisses munies d'un pore à l'apex. On en trouve au moins deux espèces dans les champignonnières à *Agaricus* en Amérique du Nord : le *Coprinus niveus* et le *C. comatus*.

Le *Coprinus comatus* provient de l'intérieur du compost et se fraye un chemin vers la surface, avant ou après que le gobetage a été appliqué. Son odeur caractéristique de moisi un peu douceâtre se répand dans la chambre de production avant qu'on aperçoive le champignon et l'odeur particulière de champignons déliquescents persiste quelques jours après que l'autolyse a eu lieu. Le chapeau mesure 2 à 8 cm de hauteur, le pied 8 à 20 cm de longueur et 10 à 15 mm d'épaisseur et les spores elliptiques mesurent 13 à 16 sur 7 à 8 µm. Le chapeau est en forme de cône étroit, prend la forme d'une cloche et est recouvert d'écaillés qui deviennent brun rougeâtre avec l'âge et se retroussent.

Le *Coprinus niveus* croît à la surface du compost, dans les amas de compost noir ou à la surface du gobetage en même temps que les primordia d'*Agaricus* se développent. Les primordia des *Coprinus* se développent en 24 à 36 heures et ils atteignent leur maturité 24 à 36 heures plus tard. Ils ne produisent qu'une seule volée et toujours avant que la récolte du champignon cultivé ne commence. Après que la déliquescence a eu lieu, il ne reste plus de traces du *C. niveus*. Le chapeau mesure 10 à 30 mm de hauteur sur 10 à 20 mm de diamètre à la base et est en forme de cône étroit. Le pied mesure 3 à 6 cm de hauteur et 2 à 9 mm d'épaisseur. Les spores mesurent 15 à 17 sur 8 à 11 µm et sont elliptiques.

Les coprins apparaissent à quelques jours d'intervalle, toujours avant les champignons de couche, et on doit les enlever pour éliminer l'odeur et les masses de spores et pour les empêcher de souiller les champignons de couche.

Cycle évolutif La présence de coprins indique une conversion insuffisante des composés azotés lors du compostage. Ce phénomène peut être dû à un déséquilibre dans le rapport carbone:azote (C:N), à un substrat ayant subi un compostage trop long, à un compost trop humide ou trop compact au moment du remplissage, à un compost trop sec, ou à une hausse de la température du compost d'aussi peu que 1 à 2°C durant la période de conditionnement. Les *Coprinus* utilisent volontiers l'ammoniac gazeux et leur pH optimal de croissance se situe autour de 8. Des concentrations supérieures à 700 ppm d'ammoniac au lardage stimulent la croissance du coprin. Une fois que l'ammoniac libre est métabolisé et que le pH diminue, le mycélium du champignon cultivé colonise le secteur. À maturité, les coprins libèrent des masses de spores qui infectent le compost fraîchement préparé.

La présence de quelques coprins n'affecte pas le rendement des champignons. Elle indique que le compost contient le niveau d'azote désiré, mais que l'ammoniac ne s'est pas totalement dissipé avant le lardage.

Moyens de lutte Pratiques culturales — Un bon compostage aide à prévenir l'apparition de coprins. Il est extrêmement important de prêter attention à la composition du compost et au processus de compostage pour atteindre un rapport C:N équilibré, un degré d'humidité optimal et une bonne décomposition. L'uniformité du remplissage et le suivi des conditions environnementales durant la phase II permettent de réduire au minimum la présence de coprins.

Un compost prêt à larder ne dégage aucune odeur d'ammoniac.

Références bibliographiques

Miller, O.K., Jr. 1984. *Mushrooms of North America*. E.O. Dutton, Elsevier-Dutton Inc., New York. 368 pp.

(Texte original de D.L. Rinker et P.J. Wuest)

► Moisissure olive

Fig. 26.13

Chaetomium globosum Kunze:Fr.

Chaetomium olivaceum Cooke & Ellis

Symptômes À l'intérieur du compost, le mycélium est blanc grisâtre et grêle. Si on ne recouvre pas le compost d'un polythène après le lardage, un mycélium aranéen apparaît en surface après 10 jours; il a une odeur caractéristique de moisi. Pendant les 14 premiers jours d'incubation du compost, des boutons (périthèces) vert olive, visibles à l'œil nu, apparaissent sur la paille (26.13). Dans le compost, la moisissure se retrouve fréquemment dans des zones noires qui n'ont pas été colonisées par le champignon de couche.

Agents causals Le *Chaetomium globosum* est homothallique. Ses périthèces sont brun foncé à noirs (olive sur le compost de champignons de couche) et mesurent 225 à 350 µm. Les asques claviformes contiennent des spores brun olive foncé à maturité. Les spores ont la forme d'un citron, sont aplaties et mesurent 8,5 à 11,5 sur 7,0 à 8,5 sur 6,5 à 7,5 µm. Les ascospores du *Chaetomium olivaceum* sont plus grandes, mesurent 8,7 à 12,0 sur 8,7 à 10 µm; ce champignon est lui aussi homothallique.

Cycle évolutif Les spores de la moisissure olive sont assez communes et on en trouve sur la paille, dans le sol et dans le compost usé. Les ascospores sont transportées par l'air, les vêtements et les substrats. Elles sont tolérantes à la chaleur et peuvent survivre à une température de 60°C pendant six heures. Une carence en oxygène (anaérobiose; moins de 16 % d'oxygène) favorise le développement de la moisissure olive durant la phase II (pasteurisation et conditionnement). Cela se produit lorsque le compost est trop humide ou trop compact au moment du remplissage, ou que le substrat a subi un compostage trop long, ou qu'il a été chauffé à des températures supérieures à 62°C lors de la pasteurisation, sans une aération suffisante. La moisissure olive peut tolérer des niveaux plus élevés d'ammoniac que le mycélium du champignon cultivé. Ainsi, elle survit et prospère dans des conditions adverses à la croissance du blanc.

Les rendements du champignon de couche peuvent être affectés de façon proportionnelle à la quantité de compost affecté, bien que différentes souches de champignon répondent différemment à la moisissure olive.

Moyens de lutte Pratiques culturales — Une fois le compost infecté, il est impossible de lutter contre la moisissure olive. Il est inutile de pasteuriser et de larder à nouveau le compost. Le meilleur moyen de contrer le problème est d'éviter les conditions qui favorisent l'établissement de la moisissure. Préparer un bon compost durant la phase I, prêter attention aux caisses de remplissage, aux couches ou tunnels, et veiller à une aération adéquate durant la phase II sont autant de moyens de prévenir l'apparition de la moisissure olive.

(Texte original de D.L. Rinker et P.J. Wuest)

► **Penicillium**

Penicillium janczewskii Zaleski
(syn. *Penicillium nigricans* Bainier in Thom.)

Symptômes Le *Penicillium janczewskii* est l'une des moisissures vertes que l'on trouve dans le compost et dans la terre de gobetage. Habituellement, les colonies sont vertes, mais elles peuvent aussi être bleu-vert, blanches, jaunes ou brunes. Les espèces de *Penicillium* sont des champignons opportunistes. Ils préfèrent les sucres simples, mais croissent aussi sur la cellulose, les graisses et la lignine. Les suppléments mal mélangés ou en amas et les primordia morts ou les moignons sont des substrats de prédilection pour la croissance de cette moisissure.

Agent causal On identifie souvent le *Penicillium janczewskii* dans les divers échantillons prélevés dans les champignonnières. Les espèces de *Penicillium* semblent sans effet sur la santé de la culture et la qualité des champignons, mais on n'a pas étudié ces aspects en détail. Le mycélium croît bien sur les milieux généralement utilisés pour la culture des champignons. Les colonies atteignent 3,0 cm de diamètre après 12 jours à 25°C. Les colonies sont feutrées, gris olivâtre pâle à foncé sur le dessus et jaunes à orange dessous. Les conidies sont globulaires, montrent de grosses verrues et mesurent 3,0 à 3,5 µm de diamètre. Au microscope, les phialides sont effilées à l'apex et portent des conidies pigmentées de brun. On trouve plusieurs espèces de *Penicillium* sur les carpophores, les caisses et les couches en bois qui retiennent le compost, et dans les suppléments nutritifs ajoutés au compost.

Cycle évolutif Le compost est contaminé par des spores anémophiles au moment du lardage et la colonisation s'ensuit. Parfois, les spores de *Penicillium* peuvent contaminer le grain utilisé comme substrat au blanc, mais cela est considéré comme une source secondaire de contamination.

Moyens de lutte Pratiques culturales — Il faut suivre les mêmes méthodes de prévention et d'hygiène que l'on préconise contre les moisissures vertes (*Trichoderma* spp.), la maladie de La France et le vert-de-gris.

(Texte original de D.L. Rinker et P.J. Wuest)

► **Autres moisissures que l'on retrouve dans le compost**

Durant le processus de compostage, de nombreux actinomycètes et champignons mésophiles et thermophiles agissent dans le processus de fermentation. On trouve des actinomycètes tels que le *Streptomyces*, le *Thermoactinomyces* et le *Thermomonospora*, et des champignons tels que les *Humicola* (ou *Thermomyces*) spp., le *Stilbella thermophila*, et des espèces de *Mucor*, de *Thermoascus*, de *Torula*, de *Myriococcum*, de *Malbranchea* et de *Talaromyces*. La présence visible de ces micro-organismes au moment du lardage nous renseigne sur le processus de compostage.

(Texte original de D.L. Rinker et P.J. Wuest)

B. MOISSISSURES SUR LE COMPOST ET LE GOBETAGE

► **Moisissure brune à *Oedocephalum***

Oedocephalum glomerulosum (Bull.:Chev.) Sacc.
(téléomorphe *Iodophanus testaceus* (Moug.:Fr.) Korf)

Symptômes Au départ, la moisissure brune à *Oedocephalum* est gris argenté, mais elle vire à l'ocre foncé, au beige ou au brun pâle à mesure que ses spores arrivent à maturité. Sur la paille, le mycélium est clairsemé à dense. Il croît lentement dans le gobetage et apparaît au moment de la formation des primordia. Les spores de cette moisissure sont grumeleuses au toucher comparativement à la sensation lisse et farineuse de celles des pâtes.

Agent causal L'*Oedocephalum glomerulosum* produit des conidiophores à croissance déterminée, érigés, simples, hyalins, cloisonnés et élargis à l'apex en une tête globuleuse. Des conidies globuleuses, non cloisonnées sont générées de façon synchrone sur des denticules à la surface de têtes globuleuses.

Cycle évolutif Les spores sont communes dans certains composts. L'ammoniac et les amines qui ne sont pas éliminés durant la phase de conditionnement du compost favorisent le développement de cette moisissure.

Moyens de lutte Pratiques culturales — Les techniques qui favorisent la production d'un bon compost réduisent l'apparition de cette moisissure.

(Texte original de D.L. Rinker et P.J. Wuest)

► **Moisissure du rouge à lèvres**

Fig. 26.15

Sporendonema purpurascens (Bonorder) R.W. Mason & S.J. Hughes
(syn. *Geotrichum candidum* Link)

Symptômes La moisissure du rouge à lèvres apparaît sur le compost durant la période d'incubation qui suit le lardage ou sur la terre de gobetage durant la phase de production. Cette moisissure blanche est difficile à distinguer du mycélium du champignon cultivé. Des pelotons cotonneux et blancs qui ressemblent aux jeunes champignons se développent à la surface de la paille ou de la terre de gobetage. À mesure que les spores arrivent à maturité, une coloration caractéristique rose à rouge cerise apparaît (26.15). Aux Pays-Bas, où de graves infections virales ont déjà fait des ravages, on estime aussi que cet organisme est une moisissure secondaire. En Australie, on pense que ce champignon est un vecteur du virus de la maladie de La France.

Agent causal Certains auteurs pensent que le *Geotrichum candidum* et le *Sporendonema purpurascens* sont synonymes. Cependant, selon van Greuning et Eicker (voir Références bibliographiques), ces deux genres sont distincts et la moisissure du rouge à lèvres est bel et bien le *S. purpurascens*. La moisissure du rouge à lèvres se développe sur la terre de gobetage et le compost et produit des conidies (arthroconidies) rouges caractéristiques. Elle ne produit pas de conidiophores. Les hyphes végétatifs sont hyalins lorsqu'ils sont jeunes, mais brunissent en vieillissant. Les conidies sont produites par cloisonnement et fragmentation basipètes des hyphes végétatifs. Des vestiges de la paroi cellulaire de l'hyphes restent attachés aux quatre coins de conidies de forme régulière. On n'a jamais observé la germination des conidies en culture. Cette moisissure est très difficile à cultiver et, lorsqu'on réussit, sa croissance est lente. Le mycélium est diffus et irrégulier et des pigments rouge noirâtre se forment dans la gélose. Parfois, des conidies d'un autre type (aleuriospores) se forment dans les cultures âgées de plus de deux mois.

Cycle évolutif La moisissure du rouge à lèvres est souvent un indice de la présence de vieux fumier de poulet décomposé dans le compost et de compost mouillé. Le champignon tend à se répandre lentement, mais il peut

coloniser le compost bien conditionné. La propagation se fait par les spores, et tout mécanisme qui favorise la propagation des spores favorise la propagation de cet organisme. Son apparition durant la phase d'incubation pré-gobetage entraîne des diminutions de rendements, mais son apparition au moment de la récolte n'affecte pas les rendements.

Moyens de lutte Pratiques culturales — Certains experts recommandent d'élever la température du compost à 65°C à la pasteurisation pendant quatre heures afin d'éliminer la moisissure du rouge à lèvres. Cependant, cette pratique peut favoriser la croissance d'autres moisissures. Le meilleur moyen est de réduire le risque d'apparition de cette moisissure est d'effectuer un suivi de la qualité du compost et de prêter attention à l'hygiène et aux températures de la phase II (pasteurisation).

Lutte chimique — On peut utiliser du formol pour des traitements localisés sur de petites zones envahies par la moisissure du rouge à lèvres.

Références bibliographiques

Van Greuning, M., et A. Eicker. 1991. The identity of the lipstick mold of cultivated mushrooms, *Agaricus bisporus*. *Bot. Bull. Acad. Sin.* 32:57-62.

(Texte original de D.L. Rinker et P.J. Wuest)

► Moisissure noire

Fig. 26.14

Doratomyces microsporus (Sacc.) F.J. Morton & G. Smith

Symptômes Cette moisissure se reconnaît facilement par ses corémies (2 mm) gris noirâtre à la surface de la paille ou de la terre de gobetage (26.14). Un compost très infecté paraît gris à noir à cause de la grande densité des spores. Lorsqu'on les dérange, une bouffée de spores est libérée en un nuage qui ressemble à de la fumée. On trouve aussi des espèces d'*Aspergillus*, de *Penicillium* et de *Chaetomium*.

Agent causal Les conidiophores (annellophores) du *Doratomyces microsporus* sont agrégés en corémies érigées et noires qui mesurent 600 µm chacun portant une tête mucilagineuse de conidies. Chaque tête consiste en des hyphes anastomosés qui se ramifient vers l'extérieur et portent de nombreux conidiophores. Les conidiophores sont courts, mesurent 4 à 9 sur 3 à 4 µm et produisent de longues chaînes de conidies. Les conidies sont globuleuses à ovoïdes, à parois lisses et mesurent 3 à 5 sur 2 à 3 µm.

Cycle évolutif La moisissure noire est un champignon cellulolytique. La moisissure se développe lorsque le compostage est insuffisant, lorsque le rapport carbone:azote (C:N) au moment du lardage est inférieur à 18:1 ou lorsque le compost a surchauffé lors de l'incubation. Une infection secondaire par la moisissure noire dans une culture est rare. Les spores provoquent des réactions allergiques chez certaines personnes.

Moyens de lutte Pratiques culturales — On doit porter attention à la préparation du compost lors des phases I et II afin d'éviter l'apparition de la moisissure noire.

(Texte original de D.L. Rinker et P.J. Wuest)

► Plâtres

Fig. 26.16

Botryotrichum piluliferum Sacc. & March.
(téléomorphe *Chaetomium piluliferum* J. Daniels)
Papulaspora byssina Hotson

Scopulariopsis brevicaulis (Sacc.) Bainier
Scopulariopsis fimicola (Cost. & Matr.) Vuill.
Trichotecium roseum (Pers.:Fr.) Link
(téléomorphe *Hypomyces trichothecoides* Tubaki)

Symptômes Le plâtre blanc, *Scopulariopsis fimicola*, apparaît à la surface du compost vers la fin de la phase II du compostage sous forme de plages irrégulières de mycélium aérien blanc et filamenteux. Après le lardage, le mycélium aérien disparaît et la moisissure blanche s'écrase à la surface du compost et ressemble à de la poudre à plâtre de Paris. La moisissure peut se développer à travers la terre de gobetage jusqu'à la surface. Les autres champignons dont la morphologie est assez semblable et qui peuvent se trouver à la surface ou à l'intérieur du compost sont le *Botryotrichum piluliferum* et le *Trichotecium roseum*. Des différences dans la coloration apparaissent à mesure que ces moisissures vieillissent. Le *Scopulariopsis fimicola* demeure blanc, alors que le *B. piluliferum* prend une coloration ocre chamois et que le *T. roseum* devient rosé.

Les plâtres bruns *Papulaspora byssina* et *Scopulariopsis brevicaulis* apparaissent durant l'incubation en plages de 15 à 40 cm de moisissure blanche et dense qui ressemblent à du plâtre. À maturité, le centre de la colonie vire au brun ou au brun-orangé (26.16). Le champignon traverse la terre de gobetage et apparaît en surface; le centre de la colonie prend alors une coloration brune caractéristique et est bordé d'une frange blanche. Les deux champignons croissent bien dans un compost à pH égal ou supérieur à 8,0.

Agents causaux Le *Scopulariopsis fimicola* est le plâtre blanc que l'on rencontre le plus communément dans le compost à champignon de couche. Son mycélium est incolore, cloisonné, peu ramifié et mesure 2 à 5 µm de diamètre. Les conidiophores sont en groupes de quatre ou cinq, séparés les uns des autres par de longues portions de mycélium végétatif. Ils mesurent 50 à 100 µm, sont cylindriques, effilés à l'apex et ont des ramifications dichotomiques irrégulières, en forme de U. Au départ, elles portent une conidie terminale (phialospore) de 6,5 à 8,0 sur 4,5 à 5,3 µm.

Les conidies (aleuriospores) du *Botryotrichum piluliferum* sont globulaires, mesurent 13 à 15 µm et sont produites sur des conidiophores hyalins ramifiés à plusieurs reprises en forme de grappes.

Les colonies du *Trichotecium roseum* sont farineuses et rosées. Pour une description de ce champignon, voir Concombre de serre, pourriture amère.

Au départ, les colonies du *Scopulariopsis brevicaulis* sont blanches, mais le centre prend une coloration brune ou dorée qui progresse vers une bordure blanche. Les conidiophores sont de courts annellophores de 9 à 25 sur 2,5 à 3,5 µm possédant une base renflée large de 5 µm. Les conidies non cloisonnées (améropores) sont globulaires à ovoïdes, fréquemment tronquées au point d'attache et mesurent 5 à 8 sur 5 à 7 µm. Elles se présentent souvent en de longues chaînes.

Le genre *Papulaspora* est caractérisé par la présence de papulospores ou de «bulbilles», sorte de sclérotés constitués de masses irrégulières de cellules. Les bulbilles sont brun pâle à orange, mesurent 100 à 250 µm de diamètre et sont issues de ramifications latérales.

Cycle évolutif On trouve ces moisissures sur les composts dont la transformation des composés azotés durant les phases I et II a été insuffisante. Elles proviendraient des matériaux entrant dans la fabrication du compost.

Moyens de lutte Pratiques culturales — La modification des procédures de compostage des phases I et II afin d'améliorer la qualité du compost réduit de façon déterminante la présence des plâtres.

(Texte original de R.L. Rinker et P.J. Wuest)

C. MOISSURES QUE L'ON RETROUVE PRINCIPALEMENT SUR ET DANS LE GOBETAGE

► Champignons nématophages

Arthrobotrys spp.

Symptômes Lorsque les populations de nématodes sont élevées, on observe souvent un mycélium clairsemé et blanc à la surface de la terre de gobetage. La zone affectée peut mesurer plus de 1 m de diamètre. Certaines espèces d'*Arthrobotrys* peuvent produire des colonies brunes sur la couche de gobetage. Ce champignon piège les nématodes saprophages (*Rhabditis* spp.) et s'en nourrit.

Agent causal Les colonies d'*Arthrobotrys* sont envahissantes, minces et hyalines ou roses. Les conidiophores sont dressés, issus du substrat ou d'hyphes aériens fasciculés et sont simples ou ramifiés. Ils produisent des bouquets apicaux de conidies hyalines bicellulaires en succession sur de gros denticules sur des ramifications sympodes. Les têtes conidiennes deviennent souvent intercalaires à la faveur d'une nouvelle croissance du conidiophore.

Cycle évolutif Puisque le champignon a besoin de nématodes pour survivre, on ne le trouve que dans des zones très infectées, habituellement vers la fin de la production de champignons.

Moyens de lutte Pratiques culturales — Des mesures d'hygiène, et toute autre méthode qui empêche la prolifération des nématodes saprophytes dans le gobetage (voir nématodes saprophytes, dans le présent chapitre), contribueront à prévenir la croissance des *Arthrobotrys*.

(Texte original de D.L. Rinker et P.J. Wuest)

► Moisissure brune

Fig. 26.17

Chromelosporium fulvum (Link.:Fr.) McGinty, Korf & Hennebert in Hennebert & Korf
(syn. *Botrytis fulva* Link:Fr.)
(téléomorphe *Peziza ostracoderma* Korf)

Symptômes La moisissure brune croît principalement à la surface de la terre de gobetage durant les deux premières semaines. On l'observe parfois à la surface du compost durant la période d'incubation. On la voit souvent à la surface des structures en bois comme les étagères et les caisses. La moisissure apparaît d'abord sous forme d'un mycélium aérien blanc et grêle. Les spores se forment en quelques jours, changent de couleur pour devenir jaune pâle ou brun doré. Les bords épais, blancs et floconneux demeurent. Un mycélium dense de cette moisissure retarde l'apparition de la première volée et peut entraîner une légère diminution de rendement.

Ce champignon est un opportuniste peu compétitif avec d'autres organismes. Il croît sur le gobetage qui a été trop pasteurisé, là où on a utilisé des solutions fortes de formol ou là où un virus a tué le mycélium dans le gobetage. La moisissure disparaît lors de la première volée et, 10 à 14 jours plus tard, les petites apothécies brun foncé, discoïdales ou cupuliformes de la forme parfaite du champignon apparaissent (26.17).

Agent causal Le *Chromelosporium fulvum* produit des conidiophores dressés et cloisonnés dont l'axe principal est non ramifié et porte 7 à 12 têtes

sphériques sporogènes. Des conidies se développent en même temps sur des denticules localisés à la surface de chaque sphère. Les conidies globulaires sont légèrement brun-ocre et à maturité couvrent chacune des têtes.

Cycle évolutif La moisissure est très anémophile, ce qui accélère la contamination de la terre de gobetage. Étant donné que ce champignon n'est pas un très bon compétiteur du mycélium du champignon cultivé, les infections secondaires sont rares lorsque le mycélium du champignon cultivé est sain. De graves contaminations dans les champignonnières sont habituellement l'indice d'une mauvaise hygiène ou de mauvaises pratiques culturales. La moisissure brune croît à la faveur d'un taux d'humidité relative et d'une température élevés après le gobetage.

Moyens de lutte Pratiques culturales — Lorsqu'on pasteurise la terre de gobetage, un contrôle strict de la température est nécessaire pour réduire la possibilité de surchauffe. On doit chauffer le gobetage entre 70 et 75°C et se servir d'un thermomètre plongé à l'endroit le plus froid de la meule pour le maintenir à cette température durant 30 min. Une attention particulière à l'hygiène permet de réduire les risques de propagation.

Lutte chimique — Lorsqu'on traite la terre de gobetage avec du formol, on ne doit pas utiliser de concentrations supérieures à 2 % d'une solution commerciale (formaldéhyde à 37 %).

Références bibliographiques

Hennebert, G.L., et R.P. Korf. 1975. The pest mold, *Chromelosporium ollare*, conidial state of *Peziza ostracoderma*, and its misapplied names, *Botrytis crystallina*, *Botrytis spectabilis*, *Ostracoderma epigaeum* and *Peziza atrovinosa*. *Mycologia* 67:214-240.
Stoller, B.B. 1972. The brown mold, *Plicaria fulva*, growing in mushroom beds. *MGA Bull.* 277:553-561.

(Texte original de D.L. Rinker et P.J. Wuest)

MALADIES NON PARASITAIRES

► Crête de coq (peau de crocodile)

La crête de coq est causée par la présence d'hydrocarbures, de phénols et d'autres composés qui contaminent le gobetage ou qui entrent en contact avec la surface du champignon. Le gazole, les gaz d'échappement des moteurs et les pesticides à base de pétrole seraient les principales sources de ces produits chimiques.

Symptômes Un pseudoparenchyme rose en forme de lamelles se développe à la surface du chapeau du champignon. Les champignons sont difformes et invendables.

Moyens de lutte Pratiques culturales — Les producteurs doivent éviter d'exposer les cultures de champignons aux produits chimiques dangereux qui sont reliés à ce problème. Afin d'évaluer leur éventuelle toxicité, la peinture, les composés de calfeutrage et les autres produits qu'on utilise dans les chambres de culture doivent être appliqués sur un panneau et placés près des champignons qui se développent. Si on ne note pas l'apparition de champignons porteurs de symptômes, le produit est suffisamment inerte pour être utilisé.

(Texte original de D.L. Rinker et P.J. Wuest)

► Lames durcies (carpophores rigides)

On croit que la principale cause de ce problème est la dégénérescence des cultures de blanc. Parfois des changements importants de température dans les cultures de blanc ou dans le compost en sont responsables.

Symptômes Les champignons affectés semblent normaux lorsqu'on en examine la surface supérieure. En dessous, cependant, ils sont ouverts et n'ont pas de voile. Les lamelles sont roses ou souvent blanches. Parfois, les lamelles sont déformées et ressemblent à celles d'un polypore. Le chapeau est dur et cassant. Le mycélium croît bien dans le compost et la terre de gobetage. La première volée est retardée et l'intervalle entre deux volées s'allonge. Tous les champignons sont affectés. La production de champignons peut être réduite à 20 % d'une récolte normale.

Moyens de lutte Pratiques culturales — Les producteurs doivent suivre les pratiques générales recommandées pour un bon maintien des cultures de blanc et une bonne croissance des champignons cultivés.

(Texte original de D.L. Rinker et P.J. Wuest)

► Ouverture prématurée du voile

Chez certaines souches d'*Agaricus*, lorsqu'on procède à des arrosages un peu avant la période de récolte, les champignons peuvent s'ouvrir prématurément. Ils sont dits «ouverts de nature», ce qui arrive souvent lorsque les champignons ont subi un stress hydrique et qu'on les arrose abondamment par la suite. Des fluctuations de la température et de trop grandes concentrations de dioxyde de carbone durant la période de croissance peuvent aussi déclencher l'ouverture prématurée du voile.

Symptômes Le carpophore s'ouvre prématurément et montre des lamelles complètement développées et pigmentées de brun. Parfois, le chapeau est beaucoup plus petit que le pied. L'ouverture prématurée du voile est parfois un symptôme d'infection virale.

Moyens de lutte Pratiques culturales — Habituellement, on peut éviter l'ouverture prématurée du voile en maintenant des conditions de croissance adéquates et en ne faisant pas subir de stress à la plante.

(Texte original de D.L. Rinker et P.J. Wuest)

► Stroma

Le stroma est relié aux caractéristiques génétiques des souches de champignon. Certaines produisent plus de stroma que d'autres. À d'autres moments, cependant, le stroma peut être accentué par mauvaise manipulation du blanc lors du transport, de l'entreposage ou de la préparation. L'humidité inégale du gobetage, surtout dans les zones humides, est souvent responsable de la présence de cette anomalie.

Symptômes Le mycélium sur le compost ou à la surface du gobetage s'agrège en de petites plaques blanches distinctes qui deviennent plus tard une couche dense que l'on peut peler de la surface du substrat. La formation du stroma se produit avant la formation des primordia.

Moyens de lutte Pratiques culturales — On doit manipuler et entreposer le blanc avec soin afin de réduire au minimum les risques d'apparition de ce problème.

(Texte original de D.L. Rinker et P.J. Wuest)

► Autres malformations

Il existe de nombreuses conditions abiotiques qui entraînent des fructifications anormales telles que les champignons-pleureurs (champignon à la goutte), les champignons à cœur creux, les pieds moussus, les pieds roses, et les chaussettes tombantes. Bien que ces problèmes soient rares, ils inquiètent souvent les producteurs. (Pour en savoir plus, voir Autres références.)

(Texte original de D.L. Rinker et P.J. Wuest)

NÉMATODES

Il est rare que les nématodes parasites et saprophytes causent des dommages aux champignons de couche dans les installations modernes. Dans le passé, leur impact économique sur l'ensemble de la production canadienne de champignons a été mineur; à quelques reprises cependant, des pertes importantes ont été signalées.

► Nématodes parasites

Aphelenchoides spp.
Ditylenchus spp.

Au Canada, un échantillonnage exhaustif des champignonnières n'a pas révélé la présence d'espèces du genre *Aphelenchoides* ou *Ditylenchus*. Pour en savoir plus sur ces ravageurs, voir Hussey *et al.* et Goodey, nématodes saprophytes.

► Nématodes saprophytes

Acrobeloides spp.
Caenorhabditis spp.
Choriorhabditis spp.
Rhabditis spp.

Les nématodes saprophytes sont communs dans les champignonnières, mais il existe des contradictions dans la littérature scientifique en ce qui a trait à la corrélation entre leur nombre et les diminutions de rendement. Néanmoins, dans la plupart des champignonnières commerciales, on essaie de réduire le plus possible le nombre de ces nématodes.

Dommages Avant le gobetage, on observe des zones nécrotiques noires à la surface du compost lardé. Ces taches sont quelque peu colonisées par le blanc, mais le mycélium y est fragmenté et le compost semble gras. Ces zones ne seront pas colonisées par le mycélium du champignon de couche. À la périphérie de ces zones, le compost colonisé dégénère et les nématodes migrent vers la couche de gobetage. Lorsqu'on examine la surface du compost sous une lumière vive, on voit à l'oeil nu les nématodes qui se déplacent par ondulations.

Souvent, le gobetage est bien colonisé par le mycélium, mais si on en gratte ou érafle la surface, il se reforme plus

ou moins bien, laissant vides des zones et parfois même la caisse en entier. Parfois, cependant, les nématodes entravent la colonisation du gobetage qui se fait plus lentement que d'habitude. On observe des effets semblables en présence de grandes populations de nématodes entomophages. Dans les deux cas, le mycélium est fragmenté et le gobetage ne se tient pas bien. Les producteurs confondent parfois les symptômes de dépérissement dus aux maladies virales et ceux causés par les nématodes. Comme pour le compost, on peut aussi observer les mouvements ondulatoires des nématodes sur le gobetage sous une lumière vive; ils servent de signe diagnostique.

La blancheur des champignons aussi est affectée. Les bactéries dont les nématodes saprophytes se nourrissent sont favorisées par un environnement humide. Les nématodes et les bactéries associées déprécient les champignons frais.

Identification La plupart des nématodes saprophytes présents dans le gobetage appartiennent aux genres *Acrobeloides*, *Caenorhabditis*, *Choriobditiis* et *Rhabditis*. Ils se nourrissent de bactéries et sont caractérisés par la présence de trois ou six lèvres fusionnées ou remplacées par d'autres structures. Leur orifice buccal (stoma) est dépourvu de stylet et leur cuticule est annelée ou lisse. Les amphides sont peu accusés et l'oesophage se termine par un bulbe. Les mâles sont pourvus à l'extrémité caudale d'une cavité génitale (bursa) supportée par des papilles. Ils ne possèdent pas de glandes caudales.

Biologie Les nématodes saprophytes vivent dans le compost et la terre de gobetage. Lorsque les conditions sont optimales, leurs populations peuvent augmenter de 50 à 100 fois chaque semaine. Dans des conditions d'assèchement lent, surtout lors de la phase qui précède la pasteurisation du compost, les nématodes peuvent s'enkyster et survivre à la pasteurisation. Les nématodes sont propagés par les insectes, l'équipement, les ouvriers et l'eau d'arrosage du gobetage. Dans les installations plus anciennes à plafonds de bois, les nématodes se reproduisent dans les gouttelettes d'eau de condensation formées en surface de l'isolant et tombent sur le compost.

Moyens de lutte Pratiques culturales — Des mesures prophylactiques adéquates réduisent la propagation des nématodes dans les champignonnières. Une bonne pasteurisation du compost usagé et le nettoyage des chambres de production, des filets et de l'équipement diminuent la propagation d'une production à l'autre. Dans les champignonnières équipées de caisses en bois, il faut procéder à un nettoyage minutieux après la récolte, car les nématodes se logent dans les crevasses des planches.

Le maintien d'une température adéquate tout au long de la pasteurisation est essentielle. Si la surface du compost sèche durant la phase de prépasteurisation, les nématodes s'enkystent et peuvent ainsi survivre à la pasteurisation. Il faut aussi modifier la longueur de la période qui précède la pasteurisation, ajuster la ventilation et contrôler l'humidité.

Les insectes sont d'excellents vecteurs de nématodes. Un bon programme de lutte intégrée est essentiel afin de diminuer l'impact des diptères sur les cultures de champignon de couche (voir moucheron du champignon de couche et mouche du fumier, dans le présent chapitre).

La terre de gobetage peut aussi être une source de contamination. La mousse de tourbe est parfois infestée de

nématodes; mais lorsqu'on l'achète préemballée, elle ne cause généralement pas de problèmes si on la manipule correctement. Cependant, si les sacs sont endommagés et que leur contenu devient humide, les nématodes vont se multiplier. Une fois le sac ouvert, on mélange la mousse de tourbe dans un endroit propre, à l'aide d'outils désinfectés, et on l'utilise dans les 24 heures qui suivent.

Dès qu'on observe des nématodes sur le compost ou sur le gobetage, il faut prendre des moyens afin d'enrayer leur propagation dans la champignonnière et déterminer la source de l'infestation. Lors du lardage, il faut désinfecter les outils et l'équipement entre chaque caisse. Il faut éviter de gratter ou d'érafler la surface des caisses lorsqu'on voit des nématodes sur le gobetage.

Références bibliographiques

- Goodey, J. 1960. Observations on the effects of the parasitic nematodes *Ditylenchus myceliophagus*, *Aphelenchoides composticola* and *Paraphelenchus myceliophorus* on the growth and cropping of mushrooms. *Ann. Appl. Biol.* 48:655-664.
- Grewel, P. 1991. Relative contribution of nematodes (*Caenorhabditis elegans*) and bacteria towards the distribution of flushing patterns and losses in yield and quality of mushrooms (*Agaricus bisporus*). *Ann. Appl. Biol.* 119:483-499.
- Hussey, H., W. Read et J. Hesling. 1969. *The Pests of Protected Crops: The Biology and Control of Glasshouse and Mushroom Pests*. Elsevier Publ. Co. Inc., New York. 404 pp.
- Ingratta, F., et T. Olthof. 1978. The influence of saphrophagous nematodes on the production of *Agaricus brunnescens* (*bisporus*). *Mushroom Sci.* 10:397-405.
- Kaufman, T., F. Lukezic et J. Bloom. 1984. The effect of free-living nematodes and compost moisture on growth and yield in *Agaricus brunnescens*. *Can. J. Microbiol.* 30:503-506.

(Texte original de D.L. Rinker et T.H.A. Olthof)

INSECTES

► Cécidomyie à galles

Mycophila spp.

Au Canada, les cécidomyies à galles sont des ravageurs peu importants du champignon de couche. Les larves n'infestent apparemment pas les champignons shiitaké cultivés sur de la sciure de bois.

Domages Les larves de la cécidomyie grignotent la surface du pied et les lamelles à la jonction du pied et du carpophore des champignons de couche et des pleurotes. Leur présence entraîne une perte en volume de produits frais et de transformation. Elles contribuent aussi à la propagation de bactéries qui induisent le brunissement.

Identification Les cécidomyies à galles (Cecidomyiidae) sont de petites mouches difficiles à voir, qui mesurent environ 1,5 mm de longueur. Cependant, lorsque les populations sont fortes, leurs larves sont plus faciles à voir, car elles errent hors des couches et s'accumulent sur les déchets au sol. Les larves des cécidomyies sont blanches ou orange selon l'espèce; à maturité, elles mesurent environ 2 mm de longueur.

Biologie Dans les cultures de champignons, les cécidomyies à galles se reproduisent parfois selon un processus où des larves matures donnent naissance à 12 à 20 larves filles sans passer par le stade adulte, ni s'accoupler (paedogenèse). Habituellement, les larves se nourris-

sent pendant environ 14 jours, se métamorphosent en nymphes, puis en adultes au bout de 18 à 21 jours. Au moment de la formation des primordia, il n'y a pas de champignons de sorte que les larves doivent se nourrir du mycélium présent sur le gobetage ou sur les ébauches de champignons. À maturité, les larves creusent une chambre nymphale dans le compost à champignons et passent au stade prépupe qui dure une journée. Après la nymphose, les adultes émergent et deviennent actifs.

La température influence grandement le développement des cécidomyies. Durant le lardage et le gobetage, la première génération de cécidomyies émerge au bout de 18 jours. Lors des stades plus avancés de la production, lorsque la température du substrat chute et atteint 19 à 21°C, le temps de génération passe à 21 jours environ.

Moyens de lutte On trouve les cécidomyies à galles dans la terre de gobetage infestée, surtout la mousse de tourbe, et leur propagation est favorisée par des couches insuffisamment stérilisées et surtout par les outils, l'équipement, les chaussures et les vêtements des travailleurs. Toute pratique qui réduit la dispersion des insectes ailés contribue à la lutte contre les cécidomyies à galles.

Références bibliographiques

Chung, S.-L., et R.J. Snetsinger. 1968. Comparative effects of certain environmental factors upon the life cycles of two species of mushroom-infesting cecid flies. *Mushroom Sci.* 7:247-256.

(Texte original de D.L. Rinker)

► Mouche du fumier (mouche phoride, phoride)

Megaselia halterata (Wood)

Fig. 26T1

La mouche du fumier n'a été observée que dans une seule champignonnière en Ontario. Cependant, elle représente un problème important aux États-Unis et en Europe.

Dommages Les larves du *Megaselia halterata* ne se nourrissent que de l'extrémité des hyphes du mycélium de champignon. Cette espèce, à la différence des autres *Megaselia* spp. qui ont causé des dommages dans les années 1940 aux États-Unis, ne se nourrit pas de carpophores. Ainsi les pertes directes de rendement sont en corrélation avec le nombre de larves broutant le mycélium fongique. Il faut plus de 12 000 femelles par m² de surface de production avant que des baisses importantes de rendement ne surviennent, ce qui est 12 fois plus que le seuil de nuisibilité pour le moucheron du champignon de couche. Bien que des pertes de rendement puissent survenir, la plus grande menace est la transmission du *Verticillium fungicola* (voir verticilliose, dans le présent chapitre).

Identification Les oeufs de la mouche du fumier (Phoridae) mesurent environ 0,2 sur 0,5 mm et ne sont pas ornements en surface. Les oeufs fertiles sont translucides et les stériles sont troubles et opaques. Les larves sont dépourvues d'une tête bien visible et munies de structures respiratoires à la partie postérieure du corps (siphons), ce qui les différencie des larves de sciarides; les larves de premier, deuxième et troisième stades sont munies de crochets buccaux (squelette céphalo-pharyngé) qui mesurent respectivement 50, 84 et 114 µm. La pupa (puparium) mesure approximativement 2 mm de longueur. Les jeunes pupes sont blanches et leurs siphons respiratoires sont à peine visibles. Les pupes plus âgées sont brun jaunâtre et munies de siphons respiratoires bien développés. La silhouette de la phoride adulte est visible à travers le puparium juste avant

l'émergence. Les adultes des deux sexes sont petits, mesurent 2 à 3 mm et leurs ailes sont dépourvues de nervures fourchues ou transversales (26T1; à l'opposé du moucheron du champignon de couche, 26T2); ils se reconnaissent facilement à leur apparence bossue, leurs fémurs postérieurs aplatis et leur mouvements saccadés et rapides.

Biologie Les femelles adultes sont attirées par le mycélium en croissance et pondent leurs oeufs près de l'extrémité des hyphes. Dans les exploitations commerciales, le mycélium est en croissance rapide pendant environ quatre jours après le lardage et après le gobetage. Elles ne pondent pas dans le compost non lardé. Les femelles adultes s'accouplent dans les 24 à 48 heures après l'émergence (éclosion); il s'écoule une période de deux à trois jours avant qu'elles commencent à pondre leurs oeufs, au nombre de 50 environ. Le temps moyen de développement du stade oeuf à l'adulte à 16 et 24°C est de 51 et 37 jours respectivement et la durée de vie des adultes varie de quatre à huit jours.

Les mouches phorides nouvellement émergées et les adultes plus âgés sont attirés vers la lumière vive, surtout de courtes longueurs d'ondes comme celles des pièges lumineux à l'ultraviolet, de pièges lumineux bleus et de fluorescents de type «Cool White». À l'extérieur, elles ne sont actives que le jour.

Moyens de lutte Les méthodes de lutte intégrée contre les sciarides (voir moucheron du champignon de couche, dans le présent chapitre) sont efficaces dans la lutte contre les phorides.

Dépistage — Des lampes à longueurs d'ondes plus courtes que celles que l'on utilise contre les sciarides sont plus efficaces contre les phorides. Les seuils d'intervention peuvent être au moins cinq fois plus élevés que pour les sciarides.

Pratiques culturales — Puisque la phoride est plus petite que la sciaride, le grillage des moustiquaires doit être plus fin afin d'empêcher les phorides d'entrer.

Lutte biologique — On favorise la présence de populations de nématodes entomophages en gardant la température du compost inférieure à 27°C.

Lutte chimique — Les substances qui miment l'effet de l'hormone juvénile et du régulateur de croissance ne sont pas très efficaces contre les populations du *M. halterata*.

Références bibliographiques

Rinker, D.L., et R.J. Snetsinger. 1984. Damage threshold to a commercial mushroom by a mushroom-infesting phorid (Diptera: Phoridae). *J. Econ. Entomol.* 77:449-453.

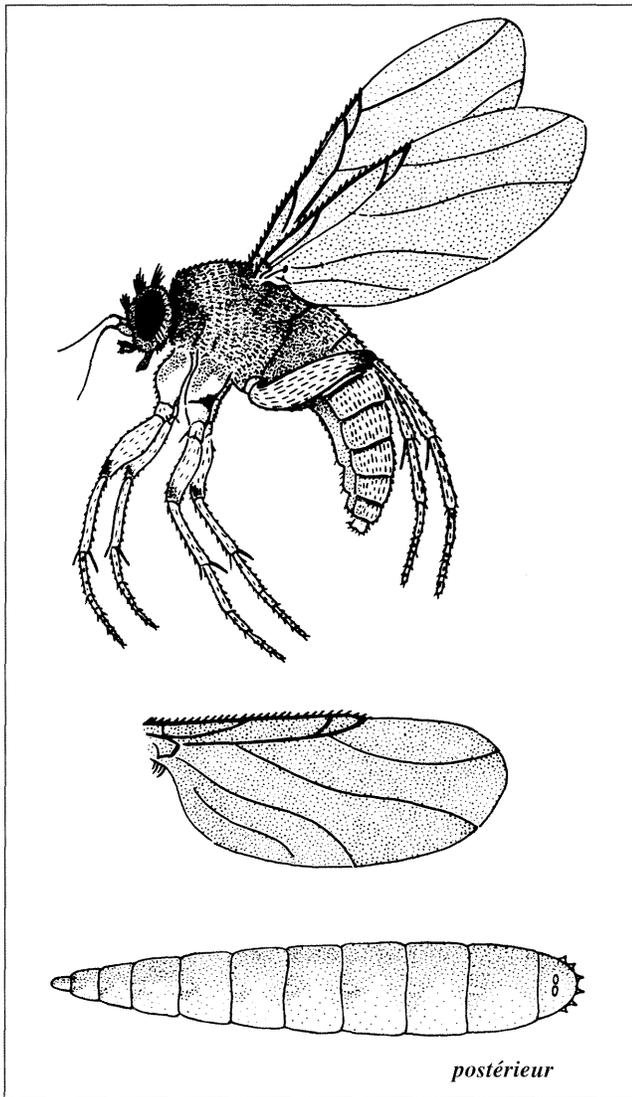
(Texte original de D.L. Rinker)

► Moucheron du champignon de couche

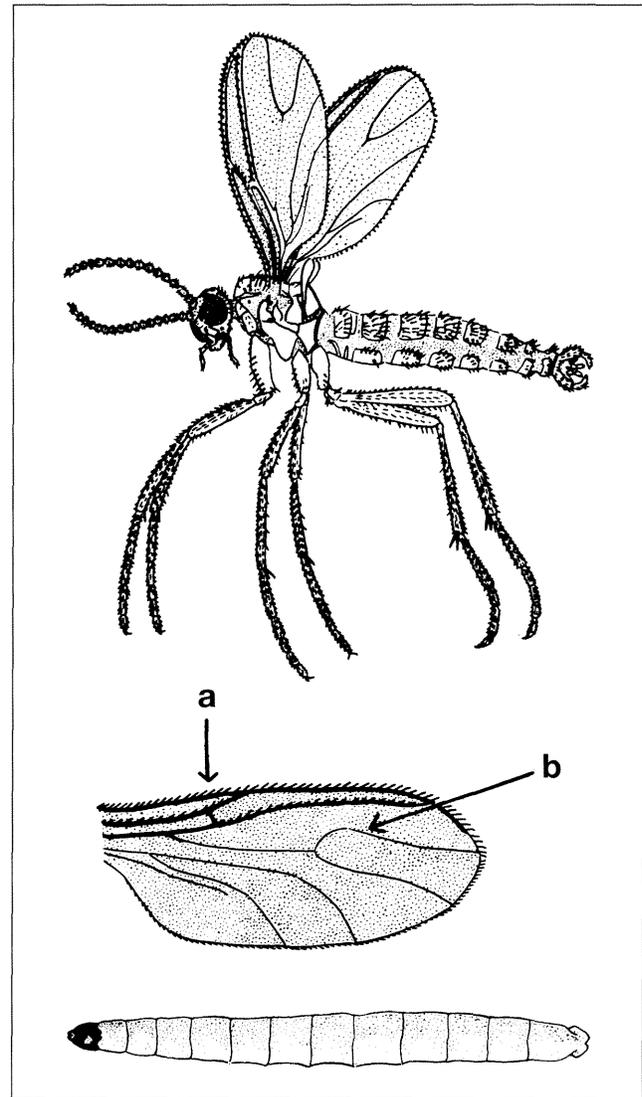
Lycoriella mali (Fitch)

Fig. 26T2

Le moucheron du champignon de couche, aussi appelé moucheron, moucheron du fumier, moucheron sciaride et sciaride, est présent partout au Canada où l'on pratique la culture commerciale des champignons. C'est le principal diptère ravageur des productions commerciales de champignons de couche. Parmi les trois espèces de champignon cultivées au Canada, seul le champignon de couche est sujet à des attaques importantes. Le moucheron du champignon se reproduit continuellement, car les



26T1 Mouche du fumier; adulte, 2 à 3 mm de long (en haut); les ailes n'ont pas de veines transversales ou fourchues; à noter les siphons respiratoires postérieurs et l'absence de tête chez la larve. Adapté de Snetsinger (1972).



26T2 Moucheron du champignon de couche; adulte, 2 à 3 mm de long (en haut), à noter les nervures transversale (a) et fourchue (b) de l'aile; à noter la tête noire des larves (en bas). Adapté de Snetsinger (1972).

champignons sont cultivés à longueur d'année. Durant l'hiver, les populations de moucheron sont très faibles. Bien que la menace que représente ces insectes soit très faible en hiver, ils peuvent se déplacer d'une chambre de croissance à une autre par les corridors, le grenier ou par l'extérieur du bâtiment; on en a observés sur la neige à 7 à 10 m de distance d'une chambre de croissance en opération. Durant les mois chauds, les moucheron se déplacent d'un bâtiment à l'autre et peuvent se rendre à des champignonnières à plusieurs kilomètres de distance.

On trouve habituellement le moucheron du champignon de couche dans les serres, dans les substrats avec ou sans sol, dans les débris de compost tels que les feuilles et à l'extérieur sur les champignons sauvages. Le champignon de couche semble être son hôte préféré, mais il se reproduit aussi sur les pleurotes et sur les champignons shiitaké.

Domages Le moucheron du champignon de couche est présent dans presque toutes les champignonnières, mais les pertes directes de rendement ne surviennent que lorsqu'on laisse les moucheron se multiplier. Les larves sont polyphages et se nourrissent de compost à champignon, de mycélium, de grains, de primordia et de carpophores. Lorsque les primordia de champignons sont petits, c'est-à-dire que le diamètre du chapeau mesure environ 1,5 cm, les larves se nourrissent du contenu. Le champignon semble luisant et brun pâle, mais le pied peut être complètement perforé et, lorsqu'on le cueille, les tissus se désagrègent. Lorsque les champignons sont attaqués à un stade plus avancé de leur croissance, ils présentent des plages nécrotiques noires à l'intérieur du pied, là où les larves ont creusé des tunnels en se nourrissant. Certaines larves ne creusent pas de galeries dans le pied, mais se nourrissent du

mycélium à la base du pied; alors le champignon ne se développe pas normalement. Sur la première volée, on observe peu de dommages directs causés par ce moucheron, car on récolte les champignons avant que les larves ne se soient développées de façon importante. Cependant, les larves peuvent causer des dommages à la deuxième volée. Lorsque leur population est suffisamment forte, les dommages causés par les larves sont alors visibles sur la troisième volée et sur les volées ultérieures.

Le moucheron du champignon de couche est le principal vecteur de la verticilliose qui augmente souvent entre la deuxième et la troisième volée. La présence de mouchérons sciarides adultes durant la troisième volée facilite la propagation de la maladie dans la chambre. La plupart du temps cependant, la production est terminée avant qu'une nouvelle génération de mouchérons n'émerge.

La présence de ce moucheron est souvent l'indice d'une mauvaise gestion, car il est habituellement peu important comme ravageur. Cependant, dans les champignonnières où l'on ne pratique pas la lutte contre les mouchérons sciarides, les pertes encourues dans certaines cultures peuvent atteindre 50 %. Toutefois, son impact le plus important sur les cultures est en tant que vecteur des parasites présents dans les zones infectées vers les zones saines dans une même chambre de croissance et à des cultures saines dans des chambres de croissance adjacentes.

Identification Les oeufs du moucheron du champignon de couche (Sciaridae) mesurent 0,25 sur 0,15 mm et sont lisses, ovales, blancs et translucides. Les larves apodes mesurent environ 7 mm de longueur, ont un corps translucide et la tête noire. Les pupes (puparium) mesurent 2,0 à 2,5 mm de longueur, sont d'abord blanches, puis noircissent avant l'éclosion. Les adultes, mâles et femelles, mesurent de 2 à 3 mm de longueur; la plupart du temps, on les trouve près de sources lumineuses. L'aile a une nervure fourchue et une nervure transversale (26T2; à l'opposé de 26T1).

Biologie Le moucheron envahit la chambre de croissance au moment du lardage. Les adultes pondent leurs oeufs un à un ou en petits groupes sur les champignons, le compost ou la terre de gobetage. Les larves passent par quatre stades de développement et peuvent se nourrir de blanc, de compost, de mycélium et de carpophores. Dans les champignonnières commerciales, il peut y avoir deux générations complètes par cycle de production; la progéniture de la deuxième génération tend à être celle qui cause le plus de dommages. Dans les champignonnières où l'on récolte cinq volées, on trouve habituellement une troisième génération de mouchérons sciarides.

La température optimale pour le développement et la survie est 18,3°C. À des températures plus élevées ou plus basses, le taux de mortalité s'accroît et la fécondité diminue.

Moins de quatre heures après l'émergence, les femelles sont sexuellement réceptives et commencent à pondre peu après. Les mouchérons femelles sont fortement attirés par les odeurs émanant des champignonnières, surtout lorsque le compost refroidit après les phases de pasteurisation et de conditionnement. L'invasion de mouchérons culmine habituellement moins de quatre jours après le lardage. Les mouchérons pondent le plus près possible de l'endroit où ils se trouvent; dans les champignonnières, les pontes ont donc lieu souvent près des portes. La larve se développe

dans la couche superficielle du compost, qui plus tard sera gobetée, s'enfonce et se transforme en nymphe à la surface ou près de la surface de la couche de gobetage.

Moyens de lutte La circulation des mouchérons d'une chambre de croissance à une autre ou d'une champignonnière à une autre se fait principalement par la dispersion autonome des adultes et est favorisée par la persistance des insectes dans les fentes et les crevasses à l'intérieur des installations de la champignonnière. Dans des conditions déficientes d'hygiène, ces mouchérons peuvent entrer dans la chambre sur l'équipement qui n'a pas été nettoyé après les lardages et les gobetages précédents. Par conséquent, il n'est pas bon de laisser le blanc la nuit dans un corridor infesté de mouchérons, car le blanc, une fois contaminé, entraînera l'infestation de la chambre de croissance. Les producteurs qui achètent leur blanc d'autres producteurs courent le risque d'introduire des mouchérons dans leur champignonnière. Les sciarides sont les principaux insectes ravageurs des champignonnières, de sorte que les moyens de lutte ont été développés surtout en fonction de cet insecte.

Dépistage — Lorsqu'une invasion survient, il est important de déterminer le niveau de la population initiale et de prédire son évolution. Le dépistage des populations de mouchérons fournit cette information, mais les pratiques culturelles et des facteurs, tels que le climat, la maladie, les populations d'insectes immatures et adultes, sont aussi importants. Dans les champignonnières commerciales, le dépistage vise avant tout les adultes du moucheron du champignon de couche. Le dépistage des adultes se fait au moyen de fluorescents ou de lampes à rayons ultraviolets afin d'attirer les mouchérons sur une surface collante ou dans un bac d'eau. Généralement le palier supérieur de la chambre de croissance du côté adjacent à l'aire de compostage est plus infesté de mouchérons que celui du côté opposé (couloir de travail). Par temps frais, le couloir de travail peut servir de pont pour la circulation des mouchérons entre les chambres. Dans les champignonnières classiques, le piège doit être placé dans le haut du mur adjacent à l'aire de compostage. Dans les systèmes conventionnels à étagères ou à plateaux, le piège doit être placé dans la chambre avant la période de refroidissement du compost. Les pièges placés à l'extérieur, où les mouchérons se tiennent habituellement, et dans le couloir de travail indiquent les niveaux endémiques des populations de mouchérons sciarides et mesurent l'efficacité d'un programme de lutte à l'extérieur ou dans les couloirs de travail. On enregistre les prises chaque jour afin d'évaluer les programmes de lutte en cours et d'élaborer de futures stratégies de lutte. Les seuils tolérables diffèrent selon le stade de la culture et c'est pourquoi on encourage les producteurs à déterminer leurs propres seuils d'intervention. Pour le moucheron du champignon de couche, on suggère un seuil d'intervention d'un à deux mouchérons pour la période précédant le lardage jusqu'à quatre jours après le lardage lorsque la température de la chambre de croissance est inférieure à 43°C, de 15 mouchérons par jour pour le reste de la période de lardage et de 30 à 40 mouchérons par jour après le gobetage. Lorsqu'on utilise un piège lumineux, le seuil est d'une sciaride sur le piège.

Pratiques culturales — Les productions à trois volées se sont révélées une pratique de gestion économique, car les problèmes de mouchérons et de maladies sont atténués. Un refroidissement rapide du compost à la fin de la phase II réduit le temps disponible pour l'invasion des mouchérons. Les températures dans le compost sont plus élevées durant le lardage et après le gobetage qu'à la récolte. La réduction du temps de lardage et de gobetage prolonge l'émergence des mouchérons sciarides dans le cycle «phénologique» de la culture. En général, moins de dommages surviennent à la culture lorsque la phase de lardage est courte.

Il est aussi important de pratiquer la lutte contre le moucheron du champignon de couche à la fin de la culture que durant le lardage. Les producteurs doivent traiter les champignonnières à la vapeur ou maintenir le compost entre 60 et 65°C pendant quatre heures afin de tuer les mouchérons sciarides à tous les stades de développement; ces conditions détruisent aussi la plupart des champignons et les bactéries responsables de maladies. Il faut parfois mettre fin à une culture avant terme afin d'éviter que des populations émergentes ne se répandent à d'autres endroits. La prévention est le meilleur moyen de lutte contre les sciarides puisqu'on évite le problème avant qu'il ne se pose en empêchant les adultes d'entrer dans les chambres de croissance. Les fissures dans les murs et autour des climatiseurs et des tuyaux sont habituellement des voies primaires d'invasion des mouchérons du champignon de couche. L'installation de moustiquaires sur les portes et la réduction de la circulation dans les chambres de croissance aux moments critiques contribuent à réduire la probabilité d'infestation. On peut utiliser des pièges afin de déterminer l'étanchéité de la chambre et le besoin d'en contrôler l'accès. En général, si on réussit à exclure les mouchérons sciarides jusqu'au gobetage, ils n'auront que peu ou pas d'impact.

De bonnes méthodes prophylactiques sont aussi importantes dans la lutte contre le moucheron sciaride. Les mouchérons se reproduisent dans les déchets de champignons rejetés et dans le compost usé qu'il faut donc éliminer des installations de production. Les producteurs doivent aussi éliminer et jeter les déchets de culture rapidement.

L'ensemble des champignonnières dans une région donnée doit aussi être pris en considération. Chaque chambre de croissance, unité de culture et champignonnière a probablement une population endémique de mouchérons sciarides. Ces populations sont spécifiques à chaque champignonnière et varient d'une culture à l'autre et d'une saison à l'autre. On ne peut lutter contre les populations de ravageurs dans l'ensemble d'une zone de production que si chaque producteur comprend les bénéfices d'un programme de lutte logique et total contre les mouchérons. De plus, la coopération entre les producteurs, basée sur le partage des connaissances de la biologie et du comportement du moucheron ainsi que des conditions essentielles qui favorisent la colonisation et la propagation des agents pathogènes, assure une lutte plus efficace contre les mouchérons du champignon de couche.

Lutte biologique — Le *Bacillus thuringiensis* var. *israelensis* et les nématodes entomophages se sont révélés effi-

caces dans la lutte contre les mouchérons sciarides lors d'essais expérimentaux. Présentement, la bactérie n'est pas homologuée au Canada pour le moucheron sciaride et l'utilisation de nématodes entomophages ne nécessite pas d'homologation.

Lutte chimique — Des études effectuées en Pennsylvanie et au Delaware ont démontré que certaines populations de mouchérons sciarides étaient résistantes à des insecticides tels que le perméthrine et le dichlorvos et on pense que la résistance au diflubenzuron, un régulateur de croissance, puisse s'être développée dans les populations. Au Canada, on a utilisé le dichlorvos pendant plusieurs années et le diflubenzuron et le perméthrine sont en voie d'être homologués contre le moucheron sciaride au Canada. Plusieurs insecticides utilisés couramment dans l'industrie du champignon sont métabolisés par le système enzymatique agissant dans la résistance au perméthrine et au dichlorvos. Au Canada, on n'a pas étudié la résistance des mouchérons sciarides, mais l'utilisation à grande échelle d'insecticides peut éventuellement provoquer l'apparition de populations résistantes.

La pulvérisation des lieux doit inclure les zones de repos, d'essaimage et de reproduction durant le pic saisonnier des populations du moucheron. Les producteurs doivent aussi traiter les murs, les montants de porte et les pellicules de plastique qui sont placées sur le compost après le lardage. On doit appliquer les insecticides visant les adultes sous forme d'aérosols ou de poudres lorsque les seuils d'intervention sont atteints. Pour un maximum d'efficacité, il faut appliquer les larvicides lorsque les larves sont sensibles; c'est particulièrement vrai pour le méthoprène, un régulateur de croissance qui mime l'effet de l'hormone juvénile. Afin que ce produit soit efficace, les larves du quatrième stade de développement doivent l'ingérer. Donc, le dépistage des populations et la tenue de données précises sont essentielles pour établir les calendriers de traitements. L'utilisation d'insecticides chimiques est importante dans la lutte contre les mouchérons du champignon dans une champignonnière, mais les producteurs doivent essayer de l'intégrer à d'autres pratiques.

Références bibliographiques

- Kielbasa, R., et R.J. Snetsinger. 1980. Life history of a sciarid fly, *Lycoriella mali*, and its injury threshold on the commercial mushroom. *Penn. State Univ. Bull.* 833. 14 pp.
- Steffan, W.A. 1966. A generic revision of the family Sciaridae (Diptera) of America north of Mexico. *Univ. Calif. Publ. Entomol.* 44:1-77.

(Texte original de D.L. Rinker)

ACARIENS

► Acariens rouges

Pygmephorus spp.

Les acariens rouges se nourrissent en fait de moisissures (*Trichoderma*, *Monilia* et *Humicola* spp.) et on ne les retrouve que sur les productions commerciales de champignons de couche où ils peuvent causer des pertes de rendement.

Domages Les acariens rouges ne causent pas de dommages directs aux champignons cultivés, mais leur présence contribue souvent à abaisser le rendement de produits vendables. De plus, ils importunent les ouvriers qui procèdent à la cueillette.

Identification Ces acariens (Pyemotidae) sont minuscules, bruns et mesurent 0,25 mm de longueur. Puisqu'ils ont tendance à se rassembler sur les carpophores, on peut les observer lorsqu'on éclaire les champignons non récoltés.

Biologie Les acariens ont un stade adulte sexué et le temps de génération est de quatre à cinq jours. Les femelles adultes pondent jusqu'à 160 oeufs sur une période de cinq jours.

Moyens de lutte Ces acariens se propagent dans les surfaces de production mal stérilisées par les vêtements des ouvriers et en s'agrippant (acariens phorétiques) aux moucheron sciarides. La préparation et la pasteurisation adéquates du compost afin de réduire les moisissures adventices réduisent ou éliminent les populations d'acariens rouges.

Références bibliographiques

Wicht, M.C., et R.J. Snetsinger. 1971. Observations on mushroom-infecting pyemotid mites in the United States. *Entomol. News* 82:183-190.

(Texte original de D.L. Rinker)

AUTRES RÉFÉRENCES

- Arx, J.A. von. 1974. *The Genera of Fungi Sporulating in Pure Culture*. 2^e éd. J. Cramer, Vaduz, Allemagne. 315 pp.
- Barron, G.L. 1968. *The Genera of Hyphomycetes from Soil*. Williams & Wilkins, Baltimore, Maryland. 364 pp.
- Carmichael, J.W., W.B. Kendrick, J.L. Connors et S. Sigler. 1980. *Genera of Hyphomycetes*. Univ. Alberta Press., Edmonton, Alberta. 386 pp.
- Dennis, R.W.G. 1978. *British Ascomycetes*. 3^e éd. J. Cramer, Vaduz, Allemagne. 585 pp.
- Domsch, K.H., et W. Gams. 1972. *Fungi in Agricultural Soils*. Halsted Press, J. Wiley & Sons, New York. 290 pp.

- Domsch, K.H., W. Gams et T.H. Anderson. 1980. *Compendium of Soil Fungi*. Academic Press, Londres. 859 pp.
- Eicker, A., et M. van Greuning. 1991. Fungi in the cultivation of *Agaricus bisporus* - an updated list of species. Pages 89-96 dans L.J.L.D. Van Griensven, ed. *Genetics and Breeding of Agaricus*. Pudoc, Wageningen, Pays-Bas. 161 pp.
- Ellis, M.B. 1971. *Dematiaceous Hyphomycetes*. Commonw. Mycol. Inst., Kew, Angleterre. 608 pp.
- Ellis, M.B. 1976. *More Dematiaceous Hyphomycetes*. Commonw. Mycol. Inst., Kew, Surrey, Angleterre. 507 pp.
- Flegg, P.B., D.M. Spencer et D.A. Wood, eds. 1985. *The Biology and Technology of the Cultivated Mushroom*. J. Wiley & Sons, Chichester, Angleterre. 347 pp.
- Fletcher, J.T., P.F. White et R.H. Gaze. 1989. *Mushrooms: Pest and Disease Control*. 2^e éd. Intercept Ltd., Andover, Hants., Angleterre. 174 pp.
- Gilman, J.C. 1957. *A Manual of Soil Fungi*. 2^e éd. Iowa State Univ. Press, Ames, Iowa. 450 pp.
- Rinker, D.L. 1993. *La culture du champignon de couche*. Ont. Minist. Agric. Food Publ. 350F. 43 pp.
- Rinker, D.L. 1993. *Recommandations sur l'utilisation de produits antiparasitaires pour la culture des champignons en Ontario*. Ont. Minist. Agric. Food Publ. 367F. 20 pp.
- Rossmann, A.Y., M.E. Palm et L.J. Spielman. 1987. *A Literature Guide for the Identification of Plant Pathogenic Fungi*. APS Press, St. Paul, Minnesota. 252 pp.
- Sinden, J.W. 1971. Ecological control of pathogens and weed-molds in mushroom culture. *Annu. Rev. Phytopathol.* 9:411-432.
- Singer, R. 1975. *The Agaricales in Modern Taxonomy*. 3^e éd. J. Cramer, Vaduz, Allemagne. 912 pp.
- Snetsinger, R.J. 1972. *Biology and Recognition of Arthropod Pests of the Commercial Mushroom*. The Pennsylvania State University, University Park, Pennsylvanie. 17 pp.
- Steffan, W.A. 1966. A generic revision of the family Sciaridae (Diptera) of America north of Mexico. *Univ. Calif. Publ. Entomol.* 44:1-77.
- Sutton, B.C. 1980. *The Coelomycetes*. Commonw. Mycol. Inst., Kew, Surrey, Angleterre. 696 pp.
- Van Griensven, L.J.L.D., ed. 1988. *The Cultivation of Mushrooms*. Darlington Mushroom Lab. Ltd., Rustington, Sussex, Angleterre. 514 pp.
- Van Griensven, L.J.L.D., ed. 1991. *Genetics and Breeding of Agaricus*. Pudoc, Wageningen, Pays-Bas. 161 pp.
- Wuest, P.J., et G.D. Bengston, eds. 1982. *Penn. State Handbook for Commercial Mushroom Growers*. The Pennsylvania State University, University Park, Pennsylvanie. 129 pp.