

14 Panais

Figures 14.1 à 14.8

Bactérioses

Gale commune

Mycoses

Chancres à *Itersonilia*
Phoma du panais

Nématodes

Nématode cécidogène du nord
(nématode à galles du nord)

Insectes

Charançon de la carotte

Mouche de la carotte

Autres insectes

Papillons du céleri

Vers fil-de-fer

Vers gris

Acariens

Tétranyque à deux points

Autres références

BACTÉRIOSES

► Gale commune

Fig. 6.5

Streptomyces scabies (Thaxt.) Waksman & Henrici
(syn. *Actinomyces scabies* (Thaxt.) Güssow)

La gale commune est une maladie qui affecte le panais au Canada. Les symptômes sur les racines de panais sont similaires à ceux que l'on trouve sur les racines de carotte (voir Carotte, gale commune). Cette maladie n'affecte pas la croissance générale et le rendement, mais elle réduit la qualité et les possibilités de commercialisation. Pour en savoir plus sur l'agent pathogène, le cycle évolutif et les moyens de lutte contre la gale commune, voir Pomme de terre, gale.

(Texte original de R.J. Howard et R.F. Cerkauskas)

MYCOSES

► Chancres à *Itersonilia*

Fig. 14.1 à 14.3

Itersonilia perplexans Derx

Le chancre à *Itersonilia* a été signalé sur le panais au Canada ainsi qu'aux États-Unis. Une maladie semblable, dont l'agent pathogène est *Itersonilia pastinacae* Channon, a aussi été signalée en Grande-Bretagne. L'*Itersonilia pastinacae* se distingue de l'*I. perplexans* par sa production plus abondante de chlamydospores et sa spécificité pour le panais. Cependant, certaines souches pathogènes pour le panais ne produisent pas de chlamydospores alors que certaines souches de l'*I. perplexans* peuvent en produire. Les différences phénétiques entre les deux espèces sont graduelles. L'*Itersonilia perplexans* est un saprophyte que l'on retrouve fréquemment à la surface des feuilles et est pathogène pour le panais, le chrysanthème, plusieurs autres plantes cultivées et quelques plantes nuisibles.

Symptômes Le champignon infecte les racines, les feuilles, les pétioles, les inflorescences et les graines. Sur les

racines, les chancres peuvent se former à la base des petites racines secondaires, bien que normalement ce soit le collet et l'épaulement de la racine qui sont touchés. Ces chancres sont brun rougeâtre et leur surface est rugueuse; plus tard, ils peuvent devenir plus foncés (14.1). Les chancres ne s'enfoncent pas profondément dans les racines, sauf dans les cas graves. L'invasion secondaire par d'autres organismes peut suivre et entraîner la destruction de tout le système racinaire. Sur les feuilles, des petites nécroses brunes ou brun orangé de 1 mm de diamètre sont souvent entourées d'un halo vert pâle (14.2). Les lésions peuvent s'unir et former de grandes plages nécrosées. De grandes lésions grises à noires peuvent apparaître à la base des pétioles et les inflorescences peuvent être détruites complètement.

Agent pathogène Le genre *Itersonilia* est caractérisé par un mycélium dicaryotique, des anses d'anastomose sur la plupart des cloisons et une abondante production de ballistospores réniformes qui sont projetées à partir de stérigmates dressés et étroits (14.3). Les hyphes sont généralement droits et ramifiés de façon régulière et ont des parois minces à légèrement épaisses et des cloisons à des intervalles de 50 à 120 µm. Les hyphes ont une phase levure lorsqu'ils croissent dans l'eau. Les ballistospores germent et forment un mycélium ou une ballistospore secondaire. Les ballistospores mesurent 10 à 16 µm de longueur sur 6 à 10,5 µm de diamètre. Certaines souches produisent des chlamydospores; elles mesurent 13 à 20 sur 10 à 13,5 µm, sont presque hyalines à brun fauve, ont des parois minces à épaisses et se retrouvent isolées ou en grappes terminales, portées sur de courtes ramifications du mycélium. Les appressoria sont produits à partir des ballistospores et, sur les surfaces solides, ils sont pédonculés, allongés et de forme ovoïde ou hémisphérique. Chez certaines souches de l'*I. perplexans* et de l'*I. pastinacae*, on retrouve des cellules bourgeonnantes qui peuvent être elliptiques, fuselées, cylindriques, allantôides ou en forme de croissant. Ces cellules hyalines et vacuolées sont à parois minces ou légèrement épaissies. Les cellules bourgeonnantes sont sessiles et portées sur de courts denticules ou sur des stérigmates isolés. Les ballistospores sont rares chez les souches de type levure, mais répandues chez celles revenues à la forme hyphéenne.

Pour isoler l'*Itersonilia* de tissus infectés du panais, on doit plonger de petits morceaux dans une solution d'hypochlorite de sodium à 0,6 % afin de les débarrasser des contaminants de surface; on les fixe ensuite avec de la vaseline au couvercle de la boîte de Pétri, au-dessus d'une gélose à l'extrait de malt. Après cinq à sept jours d'incubation à 20°C, les ballistospores tombent sur la gélose et donnent naissance à des colonies. Sur la plupart des milieux, la croissance est lente (environ 80 mm en deux semaines) et on note une certaine croissance des hyphes sous la surface de la gélose. Sur

gélose à l'extrait de malt, les colonies sont plates au départ et montrent un mince feutrage mycélien blanc et plus tard elles deviennent blanc grisâtre et visqueuses. Elles ont parfois de petits sillons radiaux superficiels présentant une bordure bien définie qui peut être formée de quelques cercles concentriques. Les colonies dégagent une odeur légèrement nauséabonde.

Cycle évolutif L'*Itersonilia perplexans* hiverne dans les racines infectées de panais sous forme de mycélium ou dans le sol sous forme de chlamydospores. En champ, la propagation est assurée par des ballistospores anémophiles qui infectent les feuilles. Les nouvelles spores formées sur les feuilles tombent sur le sol, entrent en contact avec les racines et donnent naissance à des infections racinaires; elles peuvent aussi être transportées par le vent vers d'autres plantes. Le champignon est également transmis par la semence contaminée.

En général, la maladie apparaît tard en saison, mais peut survenir plus tôt si les conditions environnementales sont favorables. Des saisons fraîches et humides avec des températures optimales de 20°C favorisent la croissance du champignon. La progression de la maladie est réduite par temps chaud et sec.

Moyens de lutte La lutte contre la mouche de la carotte (voir mouche de la carotte, dans le présent chapitre) est importante parce que les larves prédisposent les racines de panais à l'attaque par l'*Itersonilia*; l'infection débute au collet et aux autres endroits où des larves ont pénétré.

Pratiques culturales — Le buttage des racines de panais tout au long de la saison, en prenant garde de couvrir l'épaule des racines, est efficace parce que les ballistospores sont rapidement lysées par les micro-organismes du sol. De longues rotations et un bon drainage du sol sont aussi des pratiques efficaces. Des mesures telles que les labours profonds, qui accélèrent la décomposition des résidus de culture de panais et qui exposent le champignon à l'action lytique des micro-organismes du sol, contribuent à réduire les niveaux d'inoculum. L'enlèvement et la destruction des racines de panais, qui portent des chancres au moment de la récolte, éliminent les sources de propagation à long terme du champignon. L'élimination des mauvaises herbes réduit les autres sources potentielles d'inoculum.

Cultivars résistants — Le cultivar Andover est résistant au chancre à *Itersonilia* et possède des qualités horticoles intéressantes.

Lutte chimique — On doit traiter avec un fongicide homologué les semences que l'on soupçonne d'être porteuses de l'*Itersonilia*.

Références bibliographiques

- Boekhout, T. 1991. Systematics of *Itersonilia*: a comparative phenetic study. *Mycol. Res.* 2:135-146.
- Channon, A.G. 1963. Studies on parsnip canker. I. The causes of the disease. *Ann. Appl. Biol.* 51:1-15. II. Observations on the occurrence of *Itersonilia pastinacae* and related fungi on the leaves of parsnips and in the air within parsnip crops. *Ann. Appl. Biol.* 51:223-230.
- Channon, A.G. 1969. Infection of the flowers and seeds of parsnip by *Itersonilia pastinacae*. *Ann. Appl. Biol.* 64:281-288.
- Smith, P.R. 1967. The survival in soil of *Itersonilia pastinacae* Channon, the cause of parsnip canker. *Aust. J. Biol. Sci.* 20:647-660.
- Sowell, G., Jr. 1984. A biological study of *Itersonilia perplexans*, the cause of parsnip leaf-spot and canker. Thèse de Ph.D., Cornell University, Ithaca, New York.

(Texte original de R.F. Cerkauskas)

► Phoma du panais

Fig. 14.4 à 14.7

Phoma complanata (Tode:Fr.) Desmaz.

De lourdes pertes en champ et en entrepôt sont survenues depuis que cette maladie a été signalée pour la première fois en 1984 dans la région de Bradford en Ontario. Cette maladie sévit chez le panais avec la même intensité dans les sols organiques que dans les sols minéraux. Le *Phoma* est spécifique au panais et ne touche pas d'autres cultures légumières. La berce laineuse (*Heracleum lanatum* Michx.) que l'on retrouve partout en Ontario dans les prés et en bordure des boisés humides, est faiblement touchée par le *P. complanata*.

Symptômes L'apparition de taches foliaires, d'une brûlure et de chancres sur les pétioles et les racines sont les principaux symptômes de la maladie et leur intensité peut varier en fonction des cultivars. Au départ, les taches sur les feuilles sont ocre foncé ou brunes, mais des halos jaune verdâtre apparaissent autour des lésions après trois à quatre jours. La dimension et la forme des lésions foliaires varient, mais d'habitude leur diamètre est égal ou inférieur à 1 mm. Lorsque la maladie est très grave, les lésions apparaissent cinq jours après l'infection. À mesure que ces lésions s'agrandissent, elles peuvent s'unir, ce qui conduit au jaunissement, au flétrissement et à la mort des feuilles. Ces symptômes portent le nom de brûlure foliaire (14.5). Deux semaines après l'infection, les lésions qui se sont rejointes sont brun pâle à brun pourpre et portent en leur centre des fructifications fongiques qui ressemblent à des grains de poivre.

Sur les pétioles (14.4), des lésions brun pâle et ellipsoïdes apparaissent quatre jours après le début de l'infection. Les lésions virent au brun noir et s'unissent, ce qui conduit à la formation d'un chancre deux semaines après l'infection. On retrouve des chancres un peu partout le long des pétioles. Le pétiole plie à la hauteur du chancre ce qui entraîne le jaunissement, le flétrissement et la mort de la feuille située au-dessus (14.6). Lorsque des chancres se forment sur les parties supérieures du pétiole, on note l'apparition d'un symptôme typique appelé «crosse de berge».

Sur les racines, les chancres (14.7) sont chamois ou brun foncé à noir, avec parfois de petites fructifications fongiques noires en forme de grains de poivre en surface ou incrustées dans les tissus. Les chancres se retrouvent sur la racine à l'épaule et au collet, parfois même sur le pivot; ils peuvent aussi pénétrer plus profondément dans la racine. Des parasites secondaires, tels que des bactéries et d'autres champignons, infectent souvent le chancre des racines et occasionnent ainsi une pourriture plus importante. Les racines atteintes du phoma ont une odeur douce et caractéristique qui évoque la cannelle et leur valeur marchande est réduite.

À un stade avancé, on peut observer à la loupe des masses de spores blanches à chamois sur les lésions présentes sur les feuilles, les pétioles et les racines infectés. La présence de fructifications et la production de nombreuses cirrhes issues de ces fructifications permettent de différencier le phoma du chancre à *Itersonilia*.

Agent pathogène Un système se basant sur le comportement des souches *in vitro* et *in vivo* (tissus de l'hôte) a été utilisé pour l'identification des espèces de *Phoma*. La production de pycnides à parois épaisses caractéris-

tiques, *in vivo* et *in vitro*, l'importance de la croissance mycélienne, les exigences de culture sur gélose à la farine d'avoine et la présence sur le panais permettent de distinguer le *P. complanata* des autres espèces de *Phoma*.

Dans les tissus racinaires, les pycnides sont dispersées ou agrégées, incrustées ou partiellement incrustées, sphériques à parois extérieures brun foncé à noires et ne sont pas munies de soies. Dans les tissus de la plante-hôte, les pycnides sont uniloculaires, ont un seul ostiole et leur diamètre varie de 165 à 373 µm avec une moyenne de 250 µm. Sur gélose à la farine d'avoine, les pycnides sont superficielles, incrustées ou partiellement enfoncées et au départ de couleur chair, mais virent par la suite au brun foncé à noir. Elles mesurent 228 µm de diamètre (de 176 à 286 µm) et produisent de nombreuses conidies. Les pycnides ont des parois épaisses (35 à 49 µm) qui se composent de six couches de cellules pseudoparenchymateuses.

Les conidies non cloisonnées se retrouvent dans les cirrhes extrudés de pycnides, sur les pétioles de panais, sur les tissus racinaires et dans les cultures sur farine d'avoine. Elles sont hyalines, ellipsoïdes, cylindriques, fusiformes ou globulaires et révèlent fréquemment une guttule polaire. Les conidies non cloisonnées mesurent 7,4 (5 à 10) sur 2,4 (2 à 3) µm. Les pycnides accumulées à l'intérieur des tissus racinaires contiennent souvent des conidies renflées, foncées et cloisonnées. Des conidies hyalines munies d'une seule cloison et dont les dimensions sont de 27,2 (22 à 34) sur 8,1 (6 à 10) µm sont présentes dans les cultures ou chancres âgés.

En culture, le *P. complanata* se distingue facilement de *Itersonilia perplexans* par la présence de pycnides dans le milieu de culture, les différences entre les conidies (*P. complanata*) et les ballistospores (*I. perplexans*) et l'absence d'anses d'anastomose sur le mycélium du *P. complanata*. On isole facilement le champignon sur gélose glucosée à la pomme de terre ou sur gélose à la farine d'avoine. Sur gélose à la farine d'avoine, les colonies sont régulières, entières et forment des cercles concentriques. Les colonies sont blanches à gris clair ou gris olivâtre et accompagnées d'un mycélium aérien dense. L'envers est brun clair. Il n'y a pas de chlamydospores, de sclérotos ou de forme *Epicoccum* chez cette espèce de *Phoma*.

Cycle évolutif En Ontario, le phoma du panais apparaît à la mi-août. La maladie se développe à partir de quelques plantes infectées et dispersées au hasard dans le champ. À mesure que la saison avance, les zones touchées s'agrandissent et peuvent s'unir. Un temps doux et pluvieux et des conditions très humides favorisent la croissance des chancres. En champ, l'infection secondaire se propage par la pluie accompagnée de rafales de vent, les rosées abondantes et les insectes. Lors d'averses ou de rosées abondantes, les nombreuses spores produites par les chancres des pétioles glissent le long de ceux-ci jusqu'au collet où l'infection peut se produire. Les chancres des racines se développent en champ ou durant l'entreposage au froid. Les chancres qui se développent durant l'entreposage au froid ont pour origine des infections en champ; ils sont petits et visibles seulement après avoir fait deux incisions, perpendiculaires l'une à l'autre, sur le collet. Les pertes de rendement peuvent atteindre 100 % à cause de la formation de chancres racinaires et du bris des pétioles malades lors de la récolte.

Le champignon peut hiverner pendant au moins cinq mois dans des déchets de culture de panais dans les sols minéraux et organiques, peu importe la profondeur à laquelle ils ont été enfouis. Le champignon est séminicole et peut affecter la germination et la levée.

Moyens de lutte Pratiques culturales — L'élimination des déchets de panais au champ et une rotation d'un minimum d'un an avec d'autres cultures réduisent le niveau d'inoculum dans les champs contaminés. La vigueur et le taux de germination des semences infectées sont plus faibles. Les ouvriers doivent éviter un contact cutané direct avec les plantes malades au moment de la récolte à cause des concentrations élevées de furocoumarines photocarcinogènes produites dans ces plantes. Ces composés, qui se retrouvent

aussi dans la carotte, le céleri et le persil à plus faible concentration, produisent de graves éruptions cutanées et de grosses ampoules sur les zones affectées lorsque exposés au soleil.

Cultivars résistants — Harris Model est très sensible à cette maladie, alors que Hollow Crown Improved et All America sont modérément résistants. Ces deux derniers cultivars ne sont pas beaucoup cultivés en Ontario à cause du renflement marqué de l'épaulement de la racine, caractère qui n'est pas apprécié des emballeurs et des consommateurs. Une façon de rendre la lutte contre le phoma plus efficace est de récolter ces cultivars avant que l'épaulement de la racine ne soit trop développé. Andover, mis au point pour la résistance au chancre à *Itersonilia*, possède aussi une bonne résistance au Phoma.

Références bibliographiques

- Cerkauskas, R.F. 1985. Canker of parsnip caused by *Phoma complanata*. *Can. J. Plant Pathol.* 7:135-138.
 Cerkauskas, R.F. 1987. Phoma canker severity and yield losses in parsnip. *Can. J. Plant Pathol.* 9:311-318.
 Cerkauskas, R.F., et M. Chiba. 1990. Association of phoma canker with photocarcinogenic furocoumarins in parsnip cultivars. *Can. J. Plant Pathol.* 12:349-357.
 Channon, A.G. 1963. Studies on parsnip canker. I. The causes of the disease. *Ann. Appl. Biol.* 51:1-15.
 Sutton, B.C. 1980. *The Coelomycetes*. Commonw. Mycol. Inst., Kew, Surrey, Angleterre. 696 pp.

(Texte original de R.F. Cerkauskas)

NÉMATODES

► Nématode cécidogène du nord (nématode à galles du nord)

Fig. 6.35

Meloidogyne hapla Chitwood

Symptômes Comme la carotte, le panais est très sensible à des populations très faibles de ce nématode. À maturité, les racines sont déformées, courtes et ramifiées; les racines secondaires sont anormalement ramifiées et chevelues (6.35). Pour la description complète et les stratégies de lutte, voir Carotte, nématode cécidogène du nord; voir aussi chapitre 3, Lutte contre les nématodes.

INSECTES

► Charançon de la carotte

Fig. 6.41 à 6.44

Listronotus oregonensis (LeConte)

Le charançon de la carotte (voir Carotte) est l'un des principaux insectes ravageurs du panais en Ontario et au Québec.

Dommages Les larves du charançon de la carotte (6.44) causent des dommages économiques semblables aux panais et aux carottes (6.41 et 6.42). Cependant, les dommages causés au panais sont moins graves, probablement parce que le panais est souvent cultivé dans des sols minéraux ou des sols organiques peu profonds et qu'on pratique la rotation des cultures de panais avec des cultures non-hôtes.

Moyens de lutte La rotation des cultures est la seule stratégie de lutte possible, car il n'existe aucun insecticide homologué contre le charançon de la carotte chez le panais au Canada.

Dépistage — Lorsqu'on cultive le panais dans des champs où on cultivait auparavant le céleri ou la carotte, le dépistage devrait se faire au printemps et couvrir toute la superficie du champ, car les charançons adultes (6.43) hivernent sous les déchets de culture. Lorsque dans un champ la culture précédente n'était pas une plante-hôte du charançon, les adultes auront peut-être hiverné dans les mauvaises herbes et les graminées en périphérie des champs et le long des fossés. Dans ce cas, on devra concentrer les pièges à la périphérie du champ (voir Carotte pour les méthodes).

Pratiques culturales — Des rotations d'un maximum de trois ans avec des cultures non-hôtes peuvent s'avérer un moyen efficace de réduire les populations du charançon de la carotte et les dommages qu'elles causent, surtout lorsque les champs sont éloignés les uns des autres.

(Texte original de M.R. McDonald)

► Mouche de la carotte

Fig. 6.36 à 6.40

Psila rosae (Fabricius)

La mouche de la carotte (voir Carotte) est l'un des principaux ravageurs du panais en Ontario et au Québec. Dans certaines régions de l'est de Terre-Neuve, où il existe de fortes populations de cette mouche, des dommages importants ont été causés aux cultures de panais.

Dommages La mouche de la carotte cause des dommages comparables chez le panais et la carotte (6.36 et 6.37), bien qu'ils soient rarement aussi graves chez le panais.

Moyens de lutte Au Canada, aucun insecticide n'est homologué contre la mouche de la carotte chez le panais. Il n'existe que deux stratégies valables de lutte pour la plupart des producteurs, soit de pratiquer une rotation des cultures, soit d'éviter les régions infestées par de fortes populations de mouches de la carotte.

Dépistage — Le panais est souvent cultivé dans des sols minéraux ou des sols organiques peu profonds où les populations de la mouche de la carotte sont généralement faibles. On peut cependant faire le dépistage des adultes de la mouche de la carotte (6.40) au moyen de plaquettes collantes comme celles décrites pour la carotte. En Ontario et au Québec, on a identifié des régions infestées par la mouche de la carotte. Cependant, les producteurs qui s'établissent dans de nouvelles régions devraient procéder à l'évaluation des populations de la mouche de la carotte.

Pratiques culturales — Les producteurs doivent pratiquer la rotation des cultures et éviter les régions que l'on sait infestées de mouches de la carotte.

(Texte original de M.R. McDonald)

► Autres insectes

Fig. 14.8; voir dans le texte

Papillons du céleri *Papilio* spp.
Vers fil-de-fer
Vers gris

Papillons du céleri Les papillons du céleri (Papilionidae) sont des papillons diurnes dont il existe plusieurs espèces au

Canada. Leurs larves (14.8), appelées vers du céleri, se nourrissent de feuilles de panais. Dans le sud-ouest de l'Ontario, les populations de larves peuvent devenir suffisamment fortes pour causer la défoliation. Plus au nord et ailleurs au Canada, les larves sont rarement en nombre suffisant pour provoquer des pertes économiques. Cependant, dans l'est de Terre-Neuve, les larves du papillon queue-courte, le *Papilio brevicauda* Saunders, ont parfois causé la défoliation complète de panais cultivés dans des jardins potagers.

Vers fil-de-fer (voir Maïs) Les vers fil-de-fer (12.53 et 12.54) se nourrissent de racines de panais. Ils pénètrent directement dans la racine en laissant à la surface un ou plusieurs trous circulaires. Il faut fendre la racine pour apprécier l'importance des galeries creusées. En Ontario, il est rare que les dommages soient suffisamment importants pour entraîner des pertes économiques.

Vers gris (voir Carotte et Tomate) Les vers gris (6.45 à 6.47; 18.63 à 18.69) se nourrissent sur de jeunes plants de panais. Ils pondent leurs oeufs à la base des plantes et les larves se nourrissent sur les plantules à ras le sol. Une diminution marquée des peuplements peut survenir lorsque de jeunes tiges sont grignotées au ras ou presque au ras du sol. L'examen attentif des plantes flétries révèle qu'elles ont été coupées. Les insecticides appliqués en soirée au moment où les vers gris se nourrissent peuvent limiter de manière efficace les dommages ultérieurs.

(Texte original de M.R. McDonald)

ACARIENS

► Tétranyque à deux points

Fig. 22.84 et 22.85

Tetranychus urticae Koch

En Ontario, on trouve fréquemment le tétranyque à deux points (voir Concombre de serre) sur le panais.

Dommages Par temps chaud et sec, cet acarien perce de minuscules perforations dans les feuilles, ce qui mène à une chlorose complète. À première vue, lorsque les plantes sont couvertes de poussière, on peut confondre ces dommages et ceux que causent une carence en magnésium; cependant, un examen attentif de la face inférieure des feuilles révèle de fortes populations d'acariens.

Moyens de lutte Les pratiques culturales qui réduisent les populations d'acariens sont les seules stratégies envisageables, car il n'existe pas d'acaricides homologués contre ce ravageur du panais au Canada.

Pratiques culturales — L'irrigation par aspersion réduit les populations d'acariens, mais il est rare qu'on irrigue les cultures de panais. Par temps chaud et sec, les producteurs éviteront toute pratique qui a pour effet de couvrir les feuilles de poussière.

(Texte original de M.R. McDonald)

AUTRES RÉFÉRENCES

Guba, E.F. 1961. Parsnip diseases in Massachusetts. *Mass. Agric. Exp. Stn. Bull.* 522. 35 pp.