



QUATRIÈME PARTIE
Maladies et Ravageurs des
Cultures Protégées

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.

22 Concombre de serre

Figures 22.1 à 22.86; 22T1 à 22T3

Bactérioses

- Flétrissement bactérien
- Tache angulaire

Mycoses

- Alternariose
- Anthraxose
- Brûlure de la fleur
- Chancre gommeux
- Cladosporiose (nuile grise)
- Fonte des semis, pourriture des racines
- Fusariose vasculaire
- Mildiou
- Moississure grise
- Oïdium (blanc)
- Pourriture amère (moississure rose)
- Pourriture blanche (sclérotiniose)
- Pourriture glauque
- Pourriture noire des racines
- Pourriture phomopsienne
- Verticilliose

Viroses

- Fausse jaunisse de la betterave
- Maladie du fruit pâle
- Mosaïque jaune de la courgette
- Mosaïque de la pastèque
- Mosaïque du concombre
- Nécrose du concombre

Maladies non parasitaires

- Désordres physiologiques du froid, maladies physiologiques du froid
- Flétrissement subit
- Jaunissement prématuré des fruits
- Mort des racines
- Troubles de la nutrition
- Azote

- Bore
- Calcium
- Cuivre
- Fer
- Magnésium
- Manganèse
- Molybdène
- Phosphore
- Potassium

Nématodes

- Nématodes cécidogènes
- (nématodes à galles, nématodes des nodosités)
- Nématode cécidogène du nord
- (nématode à galles du nord)
- Nématodes cécidogènes du sud

Insectes

- Aleurode des serres
- Puceron du melon (coton)
- Sciarides
- Thrips des petits fruits
- Autres insectes
- Chenilles
- Chrysomèles du concombre
- Chrysomèle maculée du concombre
- Chrysomèle rayée du concombre
- Mineuses
- Mineuse du chrysanthème
- Mineuse maraîchère
- Punaises des plantes
- Thrips de l'oignon

Acariens

- Tétranyque à deux points

Autres références

BACTÉRIOSES

► Flétrissement bactérien

Fig. 9.3 et 9.4

Erwinia tracheiphila (Smith) Bergey *et al.*

Le flétrissement bactérien (voir Cucurbitacées, flétrissement bactérien) cause parfois des dommages au concombre de serre.

Moyens de lutte Pratiques culturales — Dans les serres, on peut prévenir la maladie en posant des moustiquaires sur les châssis et les portes afin d'empêcher les chrysomèles du concombre, qui sont des vecteurs de la maladie, d'entrer dans la serre et en éliminant le plus rapidement possible les plantes malades. L'élévation temporaire de la température au-dessus de 30°C active les mécanismes de défense de la plante-hôte et aide à contrer la maladie.

(Texte original de J.G. Menzies et W.R. Jarvis)

► Tache angulaire

Fig. 22.1; 9.1 et 9.2

Pseudomonas syringae pv. *lachrymans* (Smith & Bryan) Young *et al.*

La tache angulaire (voir Cucurbitacées, tache angulaire) est rare chez le concombre de serre et ne s'observe que lorsque le personnel des serres manipule aussi des cultures infectées en champ. Elle ne serait un problème que dans les serres mal ventilées, irriguées par aspersion ou dans lesquelles la condensation est excessive.

Moyens de lutte Pratiques culturales — De la semence saine doit être utilisée pour les semis. L'irrigation par aspersion doit être évitée et l'humidité relative doit être maintenue à un faible niveau. Les blessures aux feuilles doivent être évitées et les travaux dans la culture ne doivent pas être effectués lorsque le feuillage ou les fruits sont mouillés.

Références bibliographiques

Kritzman, G., et D. Zutra. 1983. Systemic movement of *Pseudomonas syringae* pv. *lachrymans* in the stem, leaves, fruits, and seeds of cucumber. *Can. J. Plant Pathol.* 5: 273-278.

(Texte original de W.R. Jarvis et J.G. Menzies)

MYCOSES**► Alternariose**

Fig. 22.21 et 22.22; 9.12 et 9.13

Alternaria spp.
Ulocladium spp.

Cette maladie n'est pas commune chez le concombre de serre et des mesures de lutte ne sont habituellement pas nécessaires. Le melon et d'autres cucurbitacées servent de plantes-hôtes intermédiaires à ces parasites. Les symptômes et l'agent pathogène sont décrits au chapitre Cucurbitacées, alternariose.

Moyens de lutte Pratiques culturales — Les producteurs peuvent éviter l'introduction de cette maladie dans les serres en ne cultivant pas le melon ou d'autres cucurbitacées à l'intérieur ou près de serres de concombres. Des mesures prophylactiques et la régulation adéquate de l'humidité contribuent à prévenir la maladie.

Lutte chimique — Des fongicides foliaires peuvent être appliqués si l'alternariose devient un problème.

(Texte original de J.G. Menzies et W.R. Jarvis)

► Anthracnose

Fig. 9.5 à 9.7

Colletotricum orbiculare (Berk. & Mont.) Arx
(syn. *Colletotricum lagenarium* (Pass.) Ellis & Halst.)
(téléomorphe *Glomerella lagenaria* F. Stevens)

L'anthracnose est une maladie peu importante du concombre de serre au Canada (voir Cucurbitacées, anthracnose).

Moyens de lutte Pratiques culturales — On peut lutter contre l'anthracnose en réduisant le taux d'humidité relative par la ventilation et le chauffage et en évitant l'irrigation par aspersion. On ne doit pas effectuer de travaux sur les cultures lorsque le feuillage est mouillé. Les serres doivent être nettoyées à fond après l'arrachage d'une culture malade.

(Texte original de J.G. Menzies)

► Brûlure de la fleur

Choanephora cucurbitarum (Berk. & Ravenel) Thaxt.

La brûlure de la fleur (voir Cucurbitacées, brûlure de la fleur) est une maladie peu importante du concombre de serre au Canada.

Moyens de lutte Pratiques culturales — On peut prévenir les risques de brûlure de la fleur en évitant l'irrigation par aspersion et le travail dans la culture lorsque le feuillage est mouillé. Les serres doivent être nettoyées à fond après l'arrachage d'une culture malade.

(Texte original de J.G. Menzies)

► Chancre gommeux

Fig. 22.16 à 22.20

Didymella bryoniae (Auersw.) Rehm
(syn. *Mycosphaerella melonis* (Pass.) Chiu & J.C. Walker)

(syn. *Mycosphaerella citrullina* (C.O. Smith) Gross.)
(anamorphe *Ascochyta cucumis* Fautr. & Roum.)

La maladie est commune sur le concombre de serre au Canada et peut causer des problèmes sérieux. En Europe, son nom anglais est encore *mycosphaerella rot*, d'après l'ancien nom du champignon. On observe aussi le chancre gommeux sur le concombre de plein champ et le melon, mais son importance est mineure.

Symptômes Sur le concombre de serre, le premier symptôme est l'apparition de lésions sur les moignons laissés après la cueillette des fruits, les feuilles, les vrilles ou les dragons. Ces lésions peuvent s'allonger et se fendiller (22.16). Parfois, elles exsudent une gomme de couleur fauve (22.17). Il arrive qu'elles étranglent la tige (22.18) et causent le flétrissement et finalement la mort de la plante (22.19). Les symptômes foliaires apparaissent habituellement sur la marge des feuilles, d'abord sous forme de taches huileuses cernées d'un halo jaune. Les lésions peuvent aussi apparaître sous forme de taches rondes au milieu du limbe. Ces taches s'agrandissent, deviennent brun pâle et diaphanes. Les feuilles jaunissent et meurent. Des taches de pourriture circulaires ou de formes irrégulières, molles, humides et vert grisâtre apparaissent sur les fruits (22.20). Parfois, un exsudat gommeux apparaît au centre de la lésion et sèche sous forme d'un dépôt ferme de couleur fauve. Les fruits peuvent ne pas exprimer de symptômes externes, sauf une constriction à l'extrémité distale, mais ils sont fermes et noircis à l'intérieur. Des pycnides pâles et des pseudothécies globulaires et foncées finissent par recouvrir toutes les lésions des feuilles, des tiges et des fruits. Les plantules peuvent aussi être attaquées, ce qui entraîne l'apparition de taches rondes, ocre ou noires sur les cotylédons et les tiges. Des lésions profondes tuent les plantules alors que des infections moins sérieuses ne compromettent pas leur survie. Les plantules infectées sont une source d'inoculum pour l'infection d'autres plantes.

Agent pathogène Les pseudothécies du *Didymella bryoniae* sont noires, globulaires et immergées, et font éventuellement éruption. Elles mesurent 140 à 200 µm de diamètre. Les asques sont bituniqués, cylindriques à presque claviformes, sessiles ou à pédoncule court, et mesurent 60 à 90 sur 10 à 15 µm. Chacun des asques produit huit ascospores hyalines, bisériées, guttulées, elliptiques et à extrémités plutôt arrondies, qui montrent une légère constriction au niveau du septum, et mesurent 14 à 18 sur 4 à 7 µm. Les pseudoparaphyses avoisinantes sont hyalines, cloisonnées et ramifiées. Les pycnides sont brun foncé, solitaires ou grégaires, immergées puis faisant éruption. Les pycnides mesurent 120 à 180 µm de diamètre. Les conidies sont hyalines, courtes, cylindriques, à extrémités arrondies, guttulées, la plupart unicloisonnées, bien que certaines soient unicellulaires, et mesurent 6 à 10 sur 3 à 4 µm.

Cycle évolutif Le champignon peut survivre jusqu'à deux ans sous forme de chlamydospores ou de mycélium de conservation dans les débris de plantes non décomposées dans la serre ou au champ. L'infection primaire de nouvelles cultures a pour origine des ascospores et des conidies qui proviennent, respectivement, des pseudothécies ou des pycnides présentes sur les résidus végétaux. L'infection primaire touche les cotylédons, les tiges, les inflorescences et les fruits. Les symptômes apparaissent entre 3 et 10 jours après l'infection. À mesure que les lésions vieillissent, des pycnides sont produites et, dans des conditions

humides, les conidies suintent en de longs cirrhes mucilagineux qui sont dispersés par les éclaboussures d'eau. Peu après, des ascospores sont produites dans les pseudothécies présentes sur les lésions et disséminées par les courants d'air. Les spores peuvent aussi être disséminées par les couteaux qui servent à la taille, par les mains et par les vêtements mouillés. Une pellicule d'eau à la surface de la plante est nécessaire pour la libération des conidies et pour l'infection et la propagation ultérieure de la maladie. L'intensité de la maladie s'accroît avec le degré d'humidité. Les plantes peuvent aussi être prédisposées à l'infection par les chrysomèles du concombre, les pucerons et le blanc. Des blessures sont nécessaires pour l'infection des feuilles plus âgées et pour la pourriture externe du fruit. Les infections foliaires apparaissent aux points de guttation en conditions d'humidité élevée et où la guttation répétée et l'évaporation ont laissé des dépôts de sels toxiques. Les fleurs peuvent être infectées en moins de deux heures lorsqu'elles sont mouillées.

Moyens de lutte Pratiques culturales — Le contrôle des conditions environnementales de la serre est le moyen le plus important de maîtriser cette maladie. Pour empêcher la dissémination des conidies, les producteurs doivent essayer de favoriser l'évaporation de l'eau à la surface des plantes. Il ne devrait jamais y avoir de rosée qui se forme sur les plantes, et l'hygrométrie doit rester faible la nuit pour éviter la guttation. On doit éviter l'irrigation par aspersion. La capacité du champignon à survivre pendant de longues périodes dans les débris végétaux signifie que des mesures prophylactiques strictes doivent être adoptées. Après la récolte, les plantes doivent être emportées loin de la serre, et les planches doivent être désinfectées. Les déchets de la taille doivent être éliminés de la serre et enfouis ou transformés en compost. Dès l'observation des premiers symptômes sur la nouvelle culture, des mesures doivent être prises pour enrayer la propagation rapide de la maladie. Les fruits doivent être manipulés avec soin, afin d'éviter les blessures, et entreposés à 12°C pour réduire la pourriture sans affecter la durée de conservation.

Lutte chimique — Les fongicides sont peu efficaces dans la lutte contre la maladie parce que les plantes croissent rapidement, ont un feuillage dense et sont continuellement blessées par la cueillette et la taille. Les fongicides, s'ils sont nécessaires, doivent être pulvérisés à chaque semaine, ce qui accroît le risque que des souches résistantes de cet agent pathogène se développent.

Références bibliographiques

- Corlett, M.P., W.R. Jarvis et I.A. MacLachy. 1986. *Didymella bryoniae*. *Fungi Can.* 303. 2 pp.
- Punithalingam, E., et P. Holliday. 1972. *Didymella bryoniae*. CMI Descriptions of Pathogenic Fungi and Bacteria, No. 332. Commonw. Mycol. Inst., Kew, Surrey, Angleterre. 2 pp.
- Van Steekelenburg, N.A.M. 1983. Epidemiological aspects of *Didymella bryoniae*, the cause of stem and fruit rot of cucumber. *Neth. J. Plant Pathol.* 89:75-86.
- Van Steekelenburg, N.A.M. 1984. Influence of ventilation temperature and low ventilation rates on incidence of *Didymella bryoniae* in glasshouse cucumbers. *Acta Hortic.* 156:187-197.
- Van Steekelenburg, N.A.M. 1986. Factors influencing internal fruit rot of cucumber caused by *Didymella bryoniae*. *Neth. J. Plant Pathol.* 92:81-91.

(Texte original de J.G. Menzies, W.R. Jarvis et I.A. MacLachy)

► Cladosporiose (nuile grise)

Fig. 22.30; 9.15

Cladosporium cucumerinum Ellis & Arth.

La cladosporiose ou nuile grise (pour les symptômes et l'agent pathogène, voir Cucurbitacées, cladosporiose) n'est pas une maladie commune dans les serres bien gérées, mais on la rencontre parfois partout au Canada.

Moyens de lutte Pratiques culturales — Dans la serre, les producteurs doivent réduire la formation de rosée sur les plantes par le contrôle de la ventilation et de la température. L'irrigation par aspersion doit être évitée.

Cultivars résistants — Pratiquement tous les cultivars modernes du concombre européen sont résistants. Les producteurs doivent consulter les catalogues de semences récents.

Références bibliographiques

- Ellis, M.B., et P. Holliday. 1972. *Cladosporium cucumerinum*. CMI Descriptions of Pathogenic Fungi and Bacteria, No. 348. Commonw. Mycol. Inst., Kew, Surrey, Angleterre. 2 pp.
- Walker, J.C. 1950. Environment and host resistance in relation to cucumber scab. *Phytopathology* 40:1094-1102.

(Texte original de J.G. Menzies et W.R. Jarvis)

► Fonte des semis, pourriture des racines

Fig. 22.4 à 22.7

Pythium spp.

Rhizoctonia solani Kühn

(téléomorphe *Thanatephorus cucumeris* (A.B. Frank) Donk)

Fusarium spp.

Bactéries

Les *Pythium* semblent être la cause première de la fonte des semis et de la pourriture, mais d'autres champignons et bactéries de pourritures molles sont parfois présents sur les plantes atteintes par ces maladies. Les agents pathogènes qui causent ces maladies ont une vaste gamme d'hôtes dans différents types de cultures légumières.

Symptômes On remarque habituellement les plantes attaquées par la pourriture lorsqu'elles flétrissent subitement (22.7), surtout quand le temps est ensoleillé et chaud. Le *Pythium* cause une pourriture brun-orangé au collet, qui peut progresser vers le haut de la tige sur une distance de 8 à 10 cm (22.4 et 22.6). Au départ, les lésions sur les tiges apparaissent chlorotiques et blanc jaunâtre. À mesure que la maladie progresse, les lésions virent au brun-orangé. Les tissus infectés paraissent habituellement secs plutôt que huileux et les plantes infectées produisent peu de racines latérales à la hauteur du collet. Les plantes gravement atteintes sont faiblement ancrées et peuvent être facilement arrachées du substrat. Les plantes peuvent recouvrer si elles ne sont pas gravement atteintes, mais un flétrissement prolongé conduit à la mort de la plante. Les cultures à maturité peuvent aussi flétrir subitement par suite de la destruction des poils absorbants par les *Pythium* qui ne produisent aucun autre symptôme macroscopique. Voir aussi flétrissement subit.

Les symptômes de fonte des semis comprennent des manques à la levée et l'affaissement des jeunes plantules (22.5) (voir Cucurbitacées, pourridié pythien). Les lésions sur les racines et les tiges des jeunes plantules sont brun pâle et ont une apparence huileuse.

Agents pathogènes Plusieurs espèces de *Pythium* (voir Cucurbitacées, pourriture des fruits et pourridié pythien) peuvent être responsables de la fonte des semis et de la pourriture. Les sporanges sont de tailles et de formes variées, intercalaires ou terminaux sur le mycélium. Ils peuvent germer et produire un tube germinatif ou un tube germinatif court terminé par une vésicule, dans laquelle des zoospores sont produites. Les oogones ont, à maturité, une oospore unique et germent directement ou produisent des zoospores. Ces spores sont libérées à travers un pore ou tube de décharge dans une vésicule où elles mûrissent avant d'être libérées.

Le *Fusarium solani* et le *F. oxysporum* (voir Cucurbitacées, pourriture du collet et fusariose vasculaire) sont fréquemment isolés à partir de tissus en décomposition à la base de la tige, mais leur rôle étiologique est indéterminé. Des bactéries sont aussi visibles en grandes quantités et contribuent probablement à la pourriture molle (voir Tomate, fusariose des racines et du collet).

Le *Rhizoctonia solani* (voir Haricot, pourridié, fonte des semis, et pourriture des graines) tend à attaquer les plantules plus âgées en entraînant une fonte des semis plus tardive.

Cycle évolutif Les champignons responsables de la pourriture des racines et de la fonte des semis sont communs dans les mélanges de multiplication, dans le sol et dans les eaux non traitées. Les symptômes de la pourriture et de la fonte des semis apparaissent ordinairement environ 8 à 12 semaines après les semis, au début de la nouaison, ou à la fin de la saison sur des plantes plus âgées. Les plantes présentent rarement des symptômes avant le repiquage. Des infections graves sont souvent attribuables à des stress tels que des températures élevées et un excès d'humidité. Les agents responsables de la fonte des semis peuvent se répandre rapidement dans les substrats de culture froids et humides tels que les sols. L'infection et la dissémination des agents pathogènes sont facilitées par des excès d'azote et le surpeuplement. La dissémination des agents pathogènes dans la serre peut se faire par l'eau d'irrigation. Les *Pythium* peuvent aussi être transmis par les larves de sciarides et les éphydriidae. L'eau et les mouches peuvent expliquer l'apparition néfaste des pourritures à *Pythium* dans les serres hydroponiques. De plus, les substrats artificiels sont souvent contaminés par des éclaboussures d'eau contenant de la terre, par l'irrigation par submersion, ou simplement par le fait d'avoir déposé des mottes de semis sur le sol. Les paniers suspendus contenant des plantes ornementales sont aussi une source d'inoculum.

Moyens de lutte (voir sciarides, dans le présent chapitre, pour les moyens de lutte) **Pratiques culturales** — Pour éviter la fonte des semis (voir Cucurbitacées, pourridié pythien), les plantes ne doivent pas être trop rapprochées. Une ventilation adéquate contribue à garder le substrat et le feuillage secs. Les caissettes de semis doivent être surélevées et placées hors d'atteinte des éclaboussures d'eau. Des substrats exempts de maladies doivent être utilisés pour la production de plants et pour la culture. Les caniveaux, les réservoirs et la tubulure utilisés dans les systèmes de nutrition circulante NFT doivent être désinfectés. Un drainage et une irrigation appropriés contribuent à limiter la fonte des semis et la pourriture. Les plantes gravement infectées au début de la saison peuvent être éliminées et la zone repeuplée de plants sains. De la sciure de bois buttée sur la base des plantes infectées favorise la croissance de racines adventives et prolonge la vie des plantes de quelques semaines. On a signalé que l'addition de 100 ppm de silice soluble à la solution nutritive hydroponique réduit la pourriture.

Lutte chimique — La thérapie suivie d'un traitement de la semence avec un fongicide de contact est recommandée dans la lutte contre les champignons séminicoles et telluriques qui causent la fonte des semis. Les caissettes de plantules peuvent être abreuvées de solutions fongicides pour obtenir une protection supplémentaire. Les traitements fongicides des graines sont inefficaces contre la pourriture.

Références bibliographiques

- Bates, M.L., et M.E. Stanghellini. 1984. Root rot of hydroponically grown spinach caused by *Pythium aphanidermatum* and *P. dissotocum*. *Plant Dis.* 68:989-991.
- Favrin, R.J., J.E. Rahe et B. Mauza. 1988. *Pythium* spp. associated with crown rot of cucumbers in British Columbia greenhouses. *Plant Dis.* 72:683-687.
- Gardiner, R.B., W.R. Jarvis et J.L. Shipp. 1990. Ingestion of *Pythium* spp. by larvae of the fungus gnat *Bradysia impatiens* (Diptera: Sciaridae). *Ann. Appl. Biol.* 116:205-212.
- Mordue, J.E.M. 1974. *Thanatephorus cucumeris*. CMI Descriptions of Pathogenic Fungi and Bacteria, No. 406. Commonw. Mycol. Inst., Kew, Surrey, Angleterre. 2 pp.

(Texte original de J.G. Menzies et W.R. Jarvis)

► Fusariose vasculaire

Fig. 22.10 et 22.11

Fusarium oxysporum f. sp. *cucurbitacearum* Gerlagh & Blok
(syn. *Fusarium oxysporum* f. sp. *cucumerinum* J.H. Owen)

La fusariose vasculaire (voir Cucurbitacées, fusariose vasculaire) est peu fréquente chez le concombre de serre. Le parasite est séminicole et tellurique.

Moyens de lutte Pratiques culturales — Les producteurs en serres doivent détruire les plantes malades et les résidus végétaux provenant de la taille et d'autres sources. Les résidus de cultures malades doivent être manipulés avec soin afin de minimiser la dispersion des spores. Si la maladie est grave, la serre, les contenants et les substrats doivent être désinfectés, et on doit prendre les précautions nécessaires pour éviter la réinfection des milieux de croissance. Idéalement, l'armature de la serre et les bancs doivent aussi être désinfectés. La semence peut être désinfectée en la chauffant à 75°C pendant trois jours ou à 80°C pendant deux jours.

Cultivars résistants — Certains cultivars sont plus résistants que d'autres. Le porte-greffe *Cucurbita ficifolia* est résistant.

Références bibliographiques

- Gerlagh, M., et W.J. Blok. 1988. *Fusarium oxysporum* f. sp. *cucurbitacearum* n.f. embracing all *formae speciales* of *F. oxysporum* attacking cucurbitaceous crops. *Neth. J. Plant Pathol.* 94:17-31.
- Holliday, P. 1970. *Fusarium oxysporum* f. sp. *cucumerinum*. CMI Descriptions of Pathogenic Fungi and Bacteria, No. 215. Commonw. Mycol. Inst., Kew, Surrey, Angleterre. 1 p.
- Jenkins, S.F. Jr., et T.C. Wehner. 1983. Occurrence of *Fusarium oxysporum* f. sp. *cucumerinum* on greenhouse-grown *Cucumis sativus* seed stocks in North Carolina. *Plant Dis.* 67:1024-1025.
- Netzer, D., S. Niego et E. Galun. 1977. A dominant gene conferring resistance to fusarium wilt in cucumber. *Phytopathology* 67:525-527.
- Owen, J.H. 1956. Cucumber wilt caused by *Fusarium oxysporum* f. *cucumerinum* n.f. *Phytopathology* 46:153-157.

(Texte original de J.G. Menzies et W.R. Jarvis)

► Mildiou

Fig. 22.8 et 22.9

Pseudoperonospora cubensis (Berk. & M.A. Curtis) Rostovtzev

Cette maladie est commune et souvent dévastatrice dans les cultures de fin de saison en serres de plastique mal ven-

tilées. On la trouve partout au Canada, mais elle cause des dommages surtout en Ontario. L'agent pathogène n'attaque que les cucurbitacées, surtout les espèces cultivées, mais il peut attaquer quelques plantes-hôtes sauvages, y compris le concombre sauvage.

Symptômes Le mildiou n'infecte que les feuilles. Les premiers symptômes comprennent l'apparition, sur la face supérieure des feuilles, de zones vert pâle et anguleuses séparées par des îlots vert foncé qui peuvent ressembler à une mosaïque marbrée (22.8). Les zones vert pâle se transforment finalement en taches anguleuses jaunes caractéristiques du mildiou et circonscrites par les nervures. Les lésions sont brunes sur la face inférieure des feuilles (22.9). Dans des conditions humides, les lésions se couvrent de sporanges brun-violacé à mesure que les conidiophores émergent, en groupes d'un à cinq, à partir des stomates de la face inférieure de la feuille. À mesure que les lésions grandissent, les feuilles fanent et meurent. Le fruit est rarement infecté par l'agent pathogène, mais il peut être petit et de qualité médiocre, conséquence de la destruction des feuilles.

Agent pathogène Le *Pseudoperonospora cubensis* est un parasite strict. Les sporangiophores mesurent 180 à 400 sur 5 à 7 µm. Ils sont renflés à la base et leurs ramifications sont dichotomiques dans leur tiers supérieur. Les apex sporifères sont presque aigus et ne portent qu'un seul sporange qui est gris pâle à olive violacé, ovale à elliptique, à parois minces et possède une papille à l'extrémité distale. Les sporanges mesurent 20 à 40 sur 14 à 25 µm. Les zoospores flagellées mesurent 10 à 13 µm de diamètre et sont produites par germination des sporanges. Les oospores sont rares, mais, lorsqu'elles sont produites, elles sont jaune pâle ou hyalines, globulaires et mesurent 22 à 42 µm de diamètre.

Cycle évolutif Le champignon ne vit pas dans le sol, mais peut hiverner dans certaines régions, en champ ou en serre, sous forme d'oospores à parois épaisses qui résistent aux basses températures et à l'humidité. Il est peu probable que les oospores survivent à l'hiver dans les régions nordiques; le champignon y parvient plutôt sous forme de sporanges transportés par le vent du sud. Les sporanges sont produits quatre à cinq jours après l'infection et peuvent être propagés aux plantes avoisinantes par le vent, les insectes, les vêtements et les outils. La présence d'eau à la surface du feuillage est essentielle pour que l'infection puisse avoir lieu. Une fois mouillés, les sporanges doivent le rester jusqu'à leur germination, sinon ils meurent. La germination des sporanges donne naissance à des zoospores mobiles qui produisent les tubes germinatifs qui assurent l'infection. Les sporanges germent entre 8 et 30°C et à un optimum de température entre 15 et 20°C. L'infection peut avoir lieu à des températures qui s'échelonnent de 16 à 22°C.

Moyens de lutte Pratiques culturales — Les feuilles infectées doivent être enlevées aussitôt que les symptômes sont visibles, et les producteurs doivent détruire les amas de déchets en les transformant en compost ou en les enfouissant. Les mesures qui favorisent la circulation de l'air et qui réduisent l'humidité relative, comme un espacement plus large entre les plantes, contribuent à réduire la dissémination de l'agent pathogène. L'élimination des cucurbitacées adventices et des repousses de plantes qui abritent l'agent pathogène réduit aussi sa dissémination. Les producteurs doivent ajuster la ventilation et le chauffage, de façon qu'il

ne se forme pas de rosée sur les plantes, et éviter d'irriguer par aspersion.

Cultivars résistants — Il existe quelques cultivars résistants, mais leur qualité est médiocre et ils doivent être évalués lors d'essais par les producteurs.

Lutte chimique — Les fongicides de contact peuvent contrer la maladie.

Références bibliographiques

Duvdevani, S., I. Reichert et J. Palti. 1946. The development of downy and powdery mildew of cucumbers as related to dew and other environmental factors. *Palest. J. Bot., Rehovot Ser.* 5:127-151.

Palti, J. 1975. *Pseudoperonospora cubensis*. CMI Descriptions of Pathogenic Fungi and Bacteria, No.457. Commonw. Mycol. Inst., Surrey, Angleterre. 2 pp.

(Texte original de J.G. Menzies et W.R. Jarvis)

► Moisissure grise

Fig. 22.12 à 22.15

Botrytis cinerea Pers.:Fr.

(téléomorphe *Botryotinia fuckeliana* (de Bary) Whetzel)

(syn. *Sclerotinia fuckeliana* (de Bary) Fuckel)

Dans les serres, la moisissure grise (voir Laitue, pourriture grise) est souvent imputable à une mauvaise gestion, bien que les conditions environnementales y jouent aussi un rôle important. Les épidémies sont parfois importantes et peuvent réduire les rendements en fruits.

Moyens de lutte Pratiques culturales — La ventilation et le chauffage doivent être adéquats afin de garder l'humidité relative à des niveaux suffisamment bas pour éviter la formation de rosée. L'effeuillage au bas des tiges facilite la circulation de l'air dans la culture et contribue à maintenir l'humidité à de faibles niveaux. Les déchets de culture infectée doivent être enfouis.

Lutte chimique — Les pulvérisations de fongicides sont efficaces. Pour éviter l'apparition de souches résistantes de l'agent pathogène, on doit utiliser plusieurs produits en alternance.

Références bibliographiques

Coley-Smith, J.R., K. Verhooff et W.R. Jarvis, eds. 1980. *The Biology of Botrytis*. Academic Press, New York. 318 pp.

Ellis, M.B., et J.M. Waller. 1974. *Sclerotinia fuckeliana*. CMI Descriptions of Pathogenic Fungi and Bacteria, No. 431. Commonw. Mycol. Inst., Kew, Surrey, Angleterre. 2 pp.

(Texte original de J.G. Menzies et W.R. Jarvis)

► Oïdium (blanc)

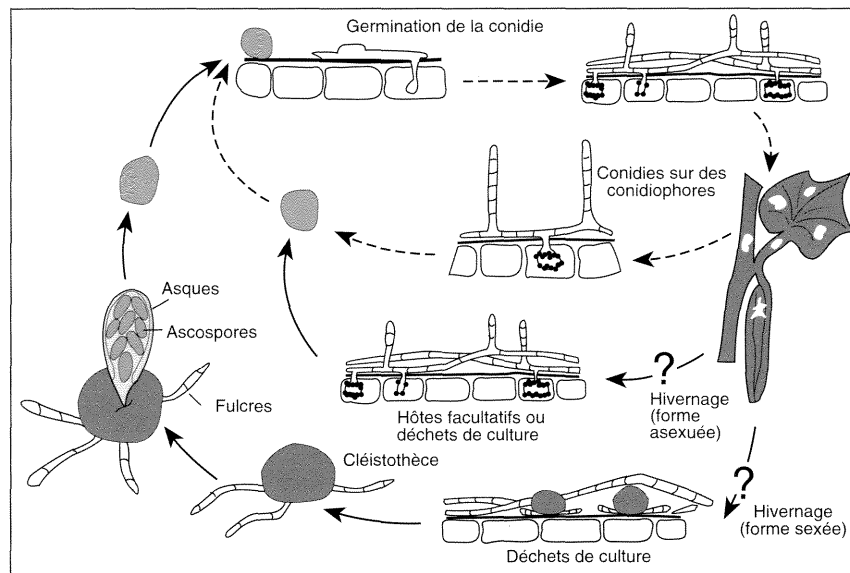
Fig. 22.26 à 22.29; 22T1

Erysiphe cichoracearum DC.

Sphaerotheca fuliginea (Schlechtend.:Fr.) Pollacci

C'est une maladie importante chez le concombre de serre qui peut être causée par deux espèces de champignons. En Amérique du Nord, le *S. fuliginea* est plus commun que l'*E. cichoracearum*. Au Canada, on ne trouve l'*E. cichoracearum* qu'en Alberta; ailleurs le *S. fuliginea* est le seul agent pathogène. En Europe, les deux champignons sont communs et peuvent coexister dans la même culture. Ces deux champignons, et surtout l'*E. cichoracearum*, ont une vaste gamme d'hôtes qui comprend plusieurs espèces de plantes cultivées et indigènes.

Symptômes Les premiers signes de la maladie sont l'apparition, sur les tiges et les feuilles, de petites taches



22T1 Oïdium; cycle évolutif du *Sphaerotheca fuliginea*.

rondes, blanchâtres qui ont la texture du talc (22.26). Ces colonies poudreuses se multiplient, s'unissent et finalement couvrent presque entièrement les faces supérieure et inférieure de la feuille (22.27). Les colonies plus âgées du *S. fuliginea* prennent une couleur blanc sale en vieillissant; celles de l'*E. cichoracearum* demeurent blanc pur. Les feuilles gravement atteintes jaunissent, brunissent et se recroquevillent. Les fruits ne présentent habituellement pas de signes visibles d'infection (22.28), même lorsque le feuillage est fortement infecté, mais les rendements et la qualité des fruits peuvent être médiocres à cause de la perte des feuilles et du stress hydrique. Les tiges et les fruits exposés, après la mort du feuillage, peuvent flétrir et blanchir par insolation. Le téléomorphe de ces champignons, incrusté dans les colonies sous forme de petits cléistothèces globulaires bruns à noirs (22.29), est rare au Canada. Les cléistothèces du *S. fuliginea* ont été observés en deux occasions en Ontario.

Agents pathogènes La plupart des oïdiums sont identifiés par les caractéristiques de leur forme sexuée. Les cléistothèces du *Sphaerotheca fuliginea* sont globulaires, bruns à noirs, ont des fulcres ramifiés et contiennent un asque, alors que les cléistothèces globulaires de l'*Erysiphe cichoracearum* ont des fulcres non ramifiés et contiennent 10 à 15 asques. Les cléistothèces, cependant, sont rarement présents de sorte que ces deux champignons sont habituellement identifiés par leurs conidies. L'*Erysiphe* et le *Sphaerotheca* ont tous deux des conidiophores du type *Oidium* avec de longues chaînes de conidies et du mycélium externe. Les conidies sont ovocylindriques, plus cylindriques chez l'*E. cichoracearum*, et mesurent 27,5 à 40 sur 15 à 18 µm.

Les conidies du *S. fuliginea* tendent à produire des tubes germinatifs fourchus, alors que ceux de l'*E. cichoracearum* ne sont pas ramifiés. De plus, les conidies du *S. fuliginea* contiennent des grains de fibrosine réfringents qui s'observent plus facilement dans des solutions d'hydroxyde de potassium à 3 %.

Cycle évolutif Ces champignons survivent d'une saison à l'autre sous la forme sexuée ou végétative (22T1). Les cléistothèces de la forme sexuée sont rares et n'ont probablement pas une grande importance dans le cycle de la maladie, sauf comme source de variabilité génétique. Les

champignons survivent sous forme de conidies ou de mycélium sur de nombreuses plantes-hôtes. À cause de la spécificité des champignons pour l'hôte, les adventices ne sont généralement pas une source d'oïdium pour le concombre. Les champignons survivent plutôt d'une saison à l'autre, sous leur forme végétative sur des concombres vivants, et les spores anémophiles assurent la dissémination vers d'autres régions. Les conidies peuvent aussi survivre dans la serre pendant de courtes périodes et infecter de nouvelles cultures de concombres, surtout lorsque de nouvelles cultures chevauchent ou suivent de trop près l'arrachage de la culture précédente.

Sur les nouvelles cultures, le cycle biologique de la maladie est amorcé lorsque les conidies ou les ascospores entrent en contact avec des tissus hôtes sensibles. Les conidies germent entre 27 et 31°C, avec un optimum à 28°C. Elles ne survivent que quelques heures à 27°C ou à des températures plus élevées, plus longtemps à 5°C, mais sont tuées à 1°C ou moins. Les conidies peuvent germer à une hygrométrie relative de 20 % ou moins, mais l'incidence de l'infection s'accroît avec l'hygrométrie. La germination des conidies du *S. fuliginea* requiert la présence de rosée, mais ne se produit pas si le substrat est gorgé d'eau. Paradoxalement, l'oïdium se développe le mieux durant les périodes de fluctuations diurnes de température et d'humidité.

L'oïdium des cucurbitacées est plus sérieux à l'ombre qu'en plein soleil, dans des plantes rapprochées et dans des couverts luxuriants résultant de niveaux élevés d'azote. Les colonies issues d'une conidie unique mesurent rarement plus de 2 cm de diamètre et leur croissance est plus lente sur les tissus sénescents de l'hôte. Dans des conditions idéales, les conidies sont produites sur la nouvelle colonie cinq à sept jours après l'infection, mais cela peut prendre plus de temps si les conditions ne sont pas favorables. La dissémination des conidies se fait presque exclusivement par les courants d'air, mais on a signalé que les thrips et d'autres insectes favorisaient la dissémination locale. Si les

conditions propices à la reproduction sexuée et à la nutrition sont favorables, des cléistothèces sont formés et s'incrustent dans le mycélium des colonies, mais cela se produit rarement. À maturité, les ascospores sont éjectées au moment où le cléistothèce s'imbibe d'eau et se rompt. Les ascospores sont disséminées par les courants d'air.

Moyens de lutte Pratiques culturales — La pulvérisation d'eau à tous les deux ou trois jours sur les plantes atteintes est une méthode reconnue de lutte contre l'oïdium. Les plantes doivent être vaporisées le matin, de sorte qu'elles peuvent sécher en deux ou trois heures, ce qui empêche l'infection par d'autres organismes pathogènes. La brumisation réduit considérablement la gravité de la maladie.

D'autres techniques culturales de lutte impliquent la gestion de l'environnement et des mesures prophylactiques. La température de la serre doit être maintenue à environ 21°C par chauffage et ventilation. Les producteurs doivent éviter les conditions qui favorisent une croissance excessive et succulente, comme une fertilisation excessive. Le surpeuplement, l'ombrage et l'arrosage excessif doivent aussi être évités. Une période de deux à trois semaines, pendant laquelle la serre, nettoyée à fond, est laissée vide entre des cultures successives, empêche le transfert de l'oïdium d'une culture infectée à une nouvelle culture. Les serres et les environs doivent être gardés exempts de cultures sensibles, d'adventices et d'amas de déchets.

L'ajout de 100 ppm de silice soluble à la solution nutritive hydroponique contribue à réduire l'oïdium. La silice peut être ajoutée sous forme de silicate de potassium ou de sodium. Pour une lutte efficace, la silice doit être fournie aux plantes de façon continue. Des pulvérisations de silice (1000 ppm) appliquées au feuillage réduisent aussi l'oïdium, mais la solution doit être ajustée à un pH de 5,5 en utilisant un acide comme l'acide phosphorique.

Cultivars résistants — Les cultivars Aramon, Bella, Cordoba, Fidelio, K8200, Marillo, Miland, Profito et TW242 sont résistants à l'oïdium. Malheureusement, la plupart d'entre eux ne sont pas adaptés à la production continue au Canada.

Lutte biologique — *L'Ampelomyces* et les *Tilletiopsis* sont des agents de lutte biologique efficaces contre l'oïdium chez le concombre de serre, mais ces champignons ne sont pas disponibles commercialement.

Lutte chimique — Les fongicides peuvent être utiles dans la lutte contre l'oïdium, surtout ceux qui sont systémiques et qui offrent une protection sur les faces supérieure et inférieure de la feuille. Cependant, certains fongicides peuvent endommager les plantes surtout lorsque les températures sont élevées. Les oïdiums peuvent développer de la résistance à certains fongicides (les benzimidazoles par exemple), de sorte qu'un programme d'alternance utilisant deux ou plusieurs fongicides différents est nécessaire pour empêcher l'apparition de souches du parasite résistantes aux fongicides. Les fongicides peuvent aussi être nocifs à certains agents de lutte biologique utilisés dans les programmes de protection des cultures dans les serres.

Références bibliographiques

Jarvis, W.R., et K. Slingsby. 1977. The control of powdery mildew of greenhouse cucumber by water spray and *Ampelomyces quisqualis*. *Plant Dis. Rep.* 61:18-20.

Jarvis, W.R., et K. Slingsby. 1984. Cleistothecia of *Sphaerotheca fuliginea* on cucumber in Ontario. *Plant Dis.* 68:536.

Kapoor, J.N. 1967. *Erysiphe cichoracearum*. CMI Descriptions of Pathogenic Fungi and Bacteria, No. 152. Commonw. Mycol. Inst., Kew, Surrey, Angleterre. 2 pp.

Kapoor, J.N. 1967. *Sphaerotheca fuliginea*. CMI Descriptions of Pathogenic Fungi and Bacteria, No. 159. Commonw. Mycol. Inst., Kew, Surrey, Angleterre. 2 pp.

McKeen, C.D. 1954. Observations on the occurrence and control of powdery mildew of greenhouse cucumbers in Ontario. *Plant Dis. Rep.* 38:860-863.

Menzies, J.G., D.L. Ehret, A.D.M. Glass, T. Helmer, C. Koch et F. Seyward. 1991. Effects of soluble silicon on the parasitic fitness of *Sphaerotheca fuliginea* on *Cucumis sativus*. *Phytopathology* 81:84-88.

Sitterly, W.R. 1978. Powdery mildews of cucurbits. Pages 359-379 dans D.M. Spencer, ed, *The Powdery Mildews*. Academic Press, Londres. 565 pp.

(Texte original de J.G. Menzies et W.R. Jarvis)

► Pourriture amère (moisissure rose)

Fig. 22.23

Trichothecium roseum (Pers.:Fr.) Link
(téléomorphe *Hypomyces trichothecioides* Tubaki)

La pourriture amère est une maladie peu importante chez le concombre de serre. Elle n'a été signalée que sur les feuilles. Ailleurs, elle a été signalée comme pourriture de la tige et des fruits (voir Cucurbitacées, pourriture amère). On peut la trouver partout dans des serres mal gérées. Le *Trichothecium roseum* est un champignon très répandu qui croît sur différents types de substrats organiques, y compris plusieurs espèces de plantes ligneuses et herbacées.

Symptômes Chez le concombre de serre, de petites lésions apparaissent sur la face supérieure des feuilles, et de plus grandes et plus nombreuses sur la face inférieure. Au départ, les lésions apparaissent huileuses, cernées d'une bordure jaunâtre assez large. Plus tard leurs centres se dessèchent, deviennent brun ocre (22.23) et finissent par tomber. Sur les feuilles minces, les lésions s'agrandissent rapidement et peuvent s'unir pour couvrir le tiers de la feuille et plus.

Agent pathogène Le *Trichothecium roseum* est facile à isoler. Le champignon produit de conidies en abondance en culture et est un contaminant usuel en laboratoire. La croissance du mycélium est rapide. Blanc au départ, il devient rose pâle à mesure que les conidies apparaissent. Les conidiophores sont longs, élancés, simples et cloisonnés. Les conidies sont portées à l'apex et sont solitaires. Elles sont réunies en groupes ou en chaînes, mais pas les unes à la suite des autres. Les conidies sont hyalines ou vivement colorées, bicellulaires, ovales à elliptiques, mesurent 12 à 18 sur 8 à 10 µm, apparaissent en succession basipète à l'extrémité du conidiophore et gardent un ombilic et une zone de contact épaissie avec les conidies avoisinantes.

Cycle évolutif Le champignon est disséminé par le vent, mais peut aussi entrer dans la serre par les paillis ou le fumier. L'infection débute presque toujours dans un environnement humide, à partir d'excréments d'insectes, de pétales de fleurs ou de débris végétaux qui tombent sur les feuilles. On trouve fréquemment le champignon sur les fruits gâtés par d'autres micro-organismes.

Moyens de lutte Pratiques culturales — Une attention soutenue à la ventilation de la serre et à la régulation de l'humidité contribuent à prévenir cette maladie.

Références bibliographiques

Anonyme. 1979. Lutte contre les pourritures des fruits de Cucurbitacées. *Rev. Hortic.* 200:35.

Ingold, C.T. 1956. The conidial apparatus of *Trichothecium roseum*. *Trans. Br. Mycol. Soc.* 39:460-464.

Kalashnikoff, K.J. 1935. *Trichothecium roseum* Link in cucumber plants under glass. *Pl. Prot. Leningr.* 7:36-139.

McKeen, C.D. 1954. *Trichothecium* foliage rot of greenhouse cucumbers. *Can. J. Agric. Sci.* 34:469-472.

Welch, A.W., S.F. Jenkins et C.W. Averre. 1975. *Trichothecium* fruit rot of greenhouse tomatoes in North Carolina. *Plant Dis. Rep.* 59:255-257.

(Texte original de J.G. Menzies et W.R. Jarvis)

► Pourriture blanche (sclérotiniose) Fig. 22.33 à 22.36

Sclerotinia minor Jagger

Sclerotinia sclerotiorum (Lib.) de Bary

(syn. *Whetzelinia sclerotiorum* (Lib.) Korf & Dumont)

La pourriture blanche (voir Cucurbitacées, pourriture blanche; voir aussi Laitue, affaissement sclérotique) est une maladie fongique aggravée par une mauvaise gestion. Elle n'est pas commune dans les serres et ne se produit pas si les plantes sont exemptes de gouttelettes ou de pellicule d'eau qui persistent à leur surface, surtout au moment de la floraison. Dans des serres isolées, elle peut parfois être très dévastatrice pour les plantes (22.33 et 22.34) et peut faire pourrir les fruits après la cueillette (22.35 et 22.36).

Moyens de lutte Pratiques culturales — On doit éviter les peuplements trop denses et la croissance luxuriante et tendre des plantes. Une lutte efficace menée contre les adventices autour de la serre vise à éliminer ou à réduire les plantes-hôtes intermédiaires. Si les champignons s'établissent dans la serre, la pasteurisation à la vapeur tue les sclérotés dans le sol. La fumigation chimique n'est pas toujours efficace. Des feuilles de polyéthylène étendues sur le plancher empêchent les ascospores de se disperser à partir des apothécies.

Références bibliographiques

Mordue, J.E.M., et P. Holliday. 1976. *Sclerotinia sclerotiorum*. CMI Descriptions of Pathogenic Fungi and Bacteria, No. 513. Commonw. Mycol. Inst., Kew, Surrey, Angleterre. 2 pp.

(Texte original de J.G. Menzies et W.R. Jarvis)

► Pourriture glauque Fig. 22.24 et 22.25

Penicillium oxalicum Currie & Thom

Cette maladie fut signalée pour la première fois en Ontario, puis en Angleterre, aux Pays-Bas et en Scandinavie. C'est une maladie importante dans le sud-ouest de l'Ontario, surtout dans les cultures sur laine de roche de la région de Niagara. Le *Penicillium oxalicum* a une distribution ubiquiste et est commun dans le sol et sur la matière organique en décomposition. Il a été signalé sur des espèces de *Cucumis*, de *Sorghum* et de *Zea*.

Symptômes Les symptômes sont parfois confondus avec ceux du chancre gommeux et ceux de la moisissure grise. Les symptômes apparaissent sous forme de plages huileuses vert olive, présentes à un ou plusieurs noeuds, 1 à 1,5 m au-dessus du sol sur des plantes qui mesurent 2 m de hauteur, et habituellement seulement aux noeuds qui ont été taillés. En l'espace d'une journée environ, une croissance

fongique bleu grisâtre apparaît (22.24) et émet un nuage de conidies lorsqu'on la touche. La tige éclate facilement et révèle une croissance fongique plus importante et une masse de conidies à l'intérieur des tissus gâtés. Les tiges qui ne sont pas tuteurées s'effondrent à la hauteur des noeuds infectés et les parties aériennes meurent. Les lésions s'étendent rapidement sur plusieurs centimètres au-dessus et en dessous du noeud. Elles ont un contour brun pâle qui diffère peu de celui causé par la pourriture noire et par la moisissure grise si ce n'est que la croissance fongique externe est plus faible. Les fleurs sénescentes portent des conidiophores, et une pourriture brune et molle s'étend jusque dans les fruits qui paraissent plutôt pointus (22.25). Les blessures sur les fruits, y compris les coups d'ongles, peuvent s'infecter. La maladie peut passer inaperçue à la récolte, se développer plus tard en entrepôt et est souvent suivie d'une pourriture molle bactérienne.

Agent pathogène Le *Penicillium oxalicum* produit des lésions qui se distinguent facilement de celles du chancre gommeux et de la moisissure grise par une abondante sporulation vert bleuâtre (glauque). Identifié provisoirement *P. crustosum* Thom, l'agent pathogène est maintenant reconnu comme étant le *P. oxalicum*.

On peut isoler facilement le champignon à partir des conidies présentes sur les lésions. Sa croissance est rapide sur une grande variété de milieux gélosés. Sur gélose Czapek-Dox, les colonies sont bleu-vert, et deviennent vert jade avec un contour blanc en vieillissant. La texture est rase et veloutée et présente une couche profonde de conidies qui se déplace lorsqu'on tape légèrement sur la boîte de Pétri. Le conidiophore est asymétrique, biverticillé et à parois lisses. Les conidies sont lisses, elliptiques et paraissent finement verruqueuses. Elles mesurent 3,8 à 5,5 sur 2,8 à 4,4 µm. En culture, le *P. oxalicum* produit de l'acide oxalique qui peut avoir une fonction étiologique.

Cycle évolutif Le champignon sporule abondamment sur les lésions et à l'intérieur de la tige. Il infecte les blessures sur la tige causées par la taille et les blessures faites sur les fruits en les tirant au lieu de les couper de façon nette lors de la cueillette. Les conditions environnementales précises pour le développement d'épidémies ne sont pas connues, mais la maladie est plus commune chez les plantes tendres et elle a tendance à être plus grave dans les rangs extérieurs. La plupart des conidies sont disséminées par le vent, mais elles peuvent aussi être transportées sur les couteaux et les doigts. L'infection survient probablement là où la sève est exsudée par suite de la taille ou d'autres blessures, dans des conditions de forte hygrométrie. La maladie semble être favorisée par des excès d'azote et par les stress que subissent les plantes chargées de fruits. Elle est, de façon significative, plus grave sur les plantes cultivées dans la laine de roche que dans le sol. On n'a pas détecté de différences entre les cultivars. L'agent pathogène est un champignon du sol très commun, mais il n'est pathogène que pour le concombre, ainsi que pour les plantules et les épis du maïs. Il est séminicole chez le maïs. Il survit probablement, entre les cultures, dans les débris de culture et d'adventices et dans le sol.

Moyens de lutte Pratiques culturales — L'environnement doit être ajusté de façon à éviter la formation de rosée sur les plantes la nuit et à réduire les écarts de températures entre le jour et la nuit. L'air humide et chaud de la journée doit être remplacé en fin de journée, surtout si la nuit s'annonce froide et claire. Le cas échéant, on doit

chauffer la serre pendant la nuit et les volets doivent rester légèrement entrouverts. La circulation de l'air doit être adéquate en tout temps. Pour empêcher les plantes de pousser de façon trop luxuriante, le rapport potassium:azote de la solution fertilisante doit être ajusté en augmentant le potassium et en diminuant l'azote.

Toutes les tiges qui portent des fruits doivent être taillées à environ 1 m de hauteur. Les tiges latérales doivent être coupées proprement avec un couteau tranchant qui doit être désinfecté fréquemment lors de la taille dans les cultures infectées. Les travaux dans les zones gravement infectées doivent être effectués en dernier lieu. Les plantes affaiblies doivent être coupées sous les lésions et placées avec soin dans des sacs de plastique pour éviter de répandre les spores.

Les fruits doivent être récoltés à l'aide d'un couteau, en laissant 5 mm de tige, et doivent être manipulés avec soin pour éviter les blessures. Les fruits doivent être refroidis aussitôt que possible. L'entrepôt doit être bien ventilé. On évitera l'irrigation par aspersion.

Références bibliographiques

- Jarvis, W.R. 1989. Spotting the *Botrytis* look-alike. *Grower (Lond.)* 111:16-19.
- Jarvis, W.R., et S.D. Barrie. 1988. Stem rot of greenhouse cucumbers caused by *Penicillium crustosum*. *Plant Dis.* 72:363.
- Jarvis, W.R., S.D. Barrie, J.A. Traquair et A. Stoessl. 1990. Morphological and chemical studies of *Penicillium oxalicum*, newly identified as a pathogen on greenhouse cucumbers. *Can. J. Bot.* 68:21-25.
- Kosakiewicz, Z. 1992. *Penicillium oxalicum*. IMI Descriptions of Fungi and Bacteria, No. 1107. Internat. Mycol. Inst., Kew, Surrey, Angleterre. 2 pp.
- O'Neill, T.M., M. Gabage et D.M. Ann. 1991. Aspects of the biology and control of a stem rot of cucumber caused by *Penicillium oxalicum*. *Plant Pathol.* 40:78-84.

(Texte original de J.G. Menzies et W.R. Jarvis)

► Pourriture noire des racines

Phomopsis sclerotioides van Kesteren

La pourriture noire des racines est habituellement une maladie peu importante du concombre de serre, mais elle a causé jusqu'à 50 % de pertes de rendement dans quelques serres en Colombie-Britannique. Cette maladie peut attaquer les plantes élevées en terre, sur laine de roche et substrats artificiels. Elle est plus fréquente dans les serres où la prophylaxie est déficiente. La gamme d'hôtes de l'agent pathogène est restreint aux membres de la famille des cucurbitacées.

Symptômes Des zones brun pâle apparaissent sur les racines, deviennent plus foncées et finalement noires à mesure que la maladie progresse (22.2). Ces zones peuvent être déprimées et bordées de zones plus foncées. Elles finissent par s'unir et les tissus malades se démarquent des tissus sains par une fine ligne noire et ondulée. L'examen des racines avec une loupe 10 × révèle un second symptôme ayant presque l'apparence d'un échiquier, soit une mosaïque définie de petits sclérotés noirs (22.3) sur un mycélium foncé. Les racines peuvent être étranglées par la nécrose et mourir. Les tissus corticaux des racines finissent par peler et se détacher, et ainsi exposer les éléments vascu-

lares. L'expression des symptômes sur les parties aériennes de la plante dépend de la gravité de l'infection des racines et de facteurs environnementaux. Les tiges peuvent être infectées à la base à mesure que le champignon croît à partir de racines malades. Les lésions sur la tige sont allongées et brunes ou noires et produisent des exsudats gommeux ambres. Les plantes infectées sont rabougries et montrent peu de ramifications latérales et de petites feuilles enroulées vers le bas. Les feuilles, qui au départ sont d'un vert plus foncé que la normale, peuvent aussi devenir chlorotiques et se nécroser. Les fruits partiellement développés n'arrivent pas à maturité. Un flétrissement irréversible se produit souvent au moment de la nouaison. La maladie est plus grave dans les sols froids et détrempés, et dans les substrats où la croissance des racines est inférieure à l'optimum. On observe souvent ce phénomène dans des sols sur lesquels on a placé prématurément un paillis qui isole le sol froid.

Agent pathogène On isole facilement le *Phomopsis sclerotioides* à partir de lésions naissantes prélevées sur les racines et stérilisées en surface. Les pycnides, bien que rares sur les racines, sont presque globulaires ou de formes variées, stromatiques, et mesurent plus de 300 µm de largeur. Les conidiophores sont hyalins et simples ou rarement ramifiés. Les cellules conidiogènes sont entéroblastiques, phialidiques, simples et cylindriques à presque obclaviformes. Elles produisent des conidies alpha, qui sont hyalines, unicellulaires, fusiformes à elliptiques, habituellement guttulées avec une guttule à chaque extrémité. Les conidies mesurent 7 à 10 sur 2,5 à 3,5 µm. Sur des gousses stérilisées de haricot, des conidies bêta sont aussi générées, mais rarement. En culture, le champignon produit de nombreuses plaques sclérotiques.

La mise en culture du champignon et l'identification des conidies sont nécessaires pour confirmer la maladie. Le *Phomopsis sclerotioides* produit des pseudo-sclérotés, alors que le *Phomopsis cucurbitae*, responsable de la pourriture phomopsienne, produit des conidies alpha et bêta, mais pas de sclérotés. Les milieux appropriés pour induire la sporulation comprennent la gélose à la cerise et des gousses stérilisées de haricot vert. La croissance du champignon est rapide sur gélose au malt; d'abord clairsemé et blanc cassé, il devient plus foncé avec l'âge.

Cycle évolutif L'agent pathogène est transmis par le sol dans lequel il survit, habituellement grâce aux débris de plantes infectées. Il croît rapidement dans le sol et colonise rapidement les racines des plantes. La laine de roche et autres substrats artificiels peuvent se contaminer avec du sol infecté, ce qui peut survenir si on dépose sur le sol les plants à transplanter, ou s'ils sont éclaboussés ou soumis à l'irrigation par submersion.

Moyens de lutte Pratiques culturales — La pasteurisation annuelle à la vapeur des sols infectés et l'utilisation de substrats d'enracinement, non contaminés ou artificiels, peuvent contribuer à la prévention de la maladie. Il est important de ne pas contaminer les substrats artificiels avec du sol infecté. Les plantules et les plants à repiquer doivent être cultivés sur des bancs propres, bien en dehors de la portée des éclaboussures de boue, et ne doivent pas être irrigués par submersion. Si la maladie est détectée assez précocement par les symptômes de flétrissement qui disparaissent la nuit et quand le ciel est couvert, la tige peut être buttée avec du sol propre et tourbeux. Le buttage favorise la croissance de racines adventives qui permettent à la plante de survivre et de donner des rendements de 80 % ou plus. Le greffage sur la gourde (*Cucurbita ficifolia* Bouché) contribue à maintenir les rendements des plantes,

Fig. 22.2 et 22.3

mais les porte-greffes de la gourde peuvent s'infecter dans les sols lourdement contaminés.

Lutte chimique — La fumigation peut contribuer à prévenir la maladie si elle est faite à des profondeurs convenables.

Références bibliographiques

- Ebber, M.H., et F.T. Last. 1973. Cucumber black root rot caused by *Phomopsis sclerotioïdes*. *Ann. Appl. Biol.* 73:259-267.
- Gindrat, D., et A.R. Moody. 1973. Induction rapide de la sporulation de *Phomopsis sclerotioïdes* van Kesteren en culture pure. *Ann. Phytopathol.* 5:219-222.
- Ormerod, D.J., et W.D. Christie. 1972. *Phomopsis* root rot of greenhouse cucumbers in British Columbia. *Plant Dis. Rep.* 56:53-55.
- Punithalingam, E., et P. Holliday. 1975. *Phomopsis sclerotioïdes*. CMI Descriptions of Pathogenic Fungi and Bacteria, No. 470. Commonw. Mycol. Inst., Kew, Surrey, Angleterre. 2 pp.
- Wiggell, P., et C.J. Simpson. 1969. Observations on the control of *Phomopsis* root rot of cucumber. *Plant Pathol.* 18:71-77.

(Texte original de J.G. Menzies et W.R. Jarvis)

► Pourriture phomopsienne

Phomopsis cucurbitae McKeen

La pourriture phomopsienne n'est pas une maladie fréquente chez le concombre de serre et n'a pas été observée en champ au Canada. Elle n'a été signalée qu'en Ontario et en Colombie-Britannique. La maladie n'a été signalée que sur les cucurbitacées.

Symptômes La pourriture phomopsienne apparaît sur les tiges, les feuilles, les pétioles, les pédoncules et les fruits des cucurbitacées. Les infections apparaissent d'abord sous forme de zones vertes et huileuses sur les organes sénescents et moribonds tels que les vrilles, les tiges fructifères, les pétioles et les drageons qui naissent aux noeuds de la tige. Des exsudations gommeuses et ambrées accompagnent les infections nodales. Les lésions sur les noeuds peuvent s'étendre vers le haut ou vers le bas de la tige. Au départ, elles sont superficielles, mais pénètrent finalement les tissus vasculaires et étranglent la tige, ce qui entraîne la mort des tissus au-dessus de la lésion. Les fruits peuvent être infectés à partir des fleurs et leur chair devient rapidement molle, gâtée et translucide. Enfin, le fruit rapetisse, se momifie et exhale une odeur citronnée. Sur tous les tissus atteints, de minuscules pycnides noires, portant des spores, percent l'épiderme, souvent en de longs rangs parallèles sur des tissus externes blanchis, déchirés et secs. Si des graines sont semées dans des sols contaminés artificiellement, des lésions se développent sur les cotylédons et les hypocotyles. Au départ, les lésions sont beige pâle, mais se noircissent de pycnides. Les racines sont brun pâle, molles et spongieuses.

Les symptômes de la pourriture phomopsienne ressemblent à ceux du chancre gommeux et la différenciation des deux peut demander un examen au microscope ou l'isolement du parasite.

Agent pathogène Le *Phomopsis cucurbitae* produit des pycnides brunes à noires, de formes variées et stromatiques, qui mesurent jusqu'à 1 mm de largeur. Les conidiophores sont hyalins, simples ou ramifiés. Les cellules conidiogènes sont entéroblastiques, phialidiques et de cylindriques à presque obclaviformes. Les conidies sont de deux types : les conidies alpha sont hyalines, unicellulaires, fusiformes à elliptiques, habituellement biguttulées avec une guttule à chacune des extrémités, parfois triguttulées,

et mesurent 8 à 12 sur 2,5 à 3 µm; les conidies bêta sont hyalines, unicellulaires, filiformes, incurvées et mesurent 18 à 26 sur 1 µm.

Le *Phomopsis cucurbitae*, agent de la pourriture phomopsienne, ressemble en apparence au *P. cucurbitae*, mais produit des conidies alpha principalement et des sclérotés (voir pourriture noire des racines, dans le présent chapitre).

Cycle évolutif Les infections débutent souvent sur des organes sénescents ou moribonds tels que les vrilles, les pédoncules, les pétioles et les drageons qui prennent naissance aux noeuds de la tige. L'infection progresse vers la tige, l'étrangle et entraîne la mort des tissus situés au-dessus des lésions. Le fruit peut être infecté à partir des fleurs sur la plante. Le mode de survie entre les récoltes n'est pas connu, mais le champignon ne semble pas être séminal. La maladie progresse rapidement sur les plantes succulentes et est favorisée par des niveaux élevés d'humidité. Le champignon produit des spores hydrophiles et collantes, sous forme de longs cirrhes provenant des pycnides; en conséquence, la dissémination se fait principalement par les éclaboussures d'eau, les outils et les doigts.

Moyens de lutte *Pratiques culturales* — Une bonne ventilation qui favorise l'assèchement rapide des parties sénescents de la plante et empêche l'établissement du champignon peut prévenir la propagation de la maladie. L'élimination des déchets de culture infectée et un nettoyage minutieux de la serre, après la récolte, contribuent à prévenir la dissémination et la survie de l'agent pathogène.

Références bibliographiques

- Atkinson, R.G. 1980. Control of *Phomopsis* black rot of greenhouse cucumbers by soil drenches. *Can. J. Plant Sci.* 60:747-749.
- McKeen, C.D. 1957. *Phomopsis* black rot of cucurbits. *Can. J. Bot.* 35:43-50.
- Punithalingam, E., et P. Holliday. 1975. *Phomopsis cucurbitae*. CMI Descriptions of Pathogenic Fungi and Bacteria, No. 469. Commonw. Mycol. Inst., Kew, Surrey, Angleterre. 2 pp.

(Texte original de J.G. Menzies et W.R. Jarvis)

► Verticilliose

Fig. 22.31 et 22.32

Verticillium albo-atrum Reinke & Berthier
Verticillium dahliae Kleb.

Il s'agit d'une maladie rare chez le concombre de serre au Canada et son incidence économique est mineure. Les deux champignons parasites attaquent plusieurs types de cultures légumières (voir Pomme de terre, verticilliose) et existent sous forme de souches physiologiques spécialisées.

Symptômes Les symptômes sont très semblables à ceux de la fusariose vasculaire. Les premiers symptômes comprennent le flétrissement des feuilles inférieures, mais la plante s'en remet durant la nuit. À mesure que la maladie progresse, une chlorose marginale et internervale se développe sur les feuilles inférieures (22.31) qui peuvent aussi exhiber des lésions caractéristiques en V, dans lesquelles le jaunissement apparaît sous forme d'un éventail qui se rétrécit vers le bas, à partir des bords de la feuille (22.32). Les tissus vasculaires dans la tige peuvent devenir saillants. Lorsqu'on coupe longitudinalement les tiges de plantes atteintes, on observe une coloration brune des tissus vasculaires. Habituellement, les plantes infectées meurent prématurément.

Agents pathogènes (voir Pomme de terre, verticilliose)

Cycle évolutif (voir Pomme de terre, verticilliose) Le *Verticillium albo-atrum* et le *V. dahliae* survivent dans les débris végétaux du sol, respectivement sous forme d'un mycélium de conservation sombre et de microsclérotés. C'est la raison pour laquelle la verticilliose est plus commune chez le concombre de serre cultivé dans le sol, mais la maladie peut aussi survenir dans des substrats artificiels s'ils sont contaminés par ces agents pathogènes. Les *Verticillium* infectent les racines, envahissent les vaisseaux et interfèrent avec le transport de l'eau.

Moyens de lutte Pratiques culturales — Si les serres deviennent contaminées par des espèces de *Verticillium*, les producteurs doivent fumer le sol avant de transplanter ou couvrir le sol avec une pellicule de plastique et utiliser un substrat artificiel. Les plantes malades doivent être enlevées de la serre et détruites. Un nettoyage à fond des lieux doit être fait après l'arrachage de la culture malade.

Références bibliographiques

- Hawksworth, D.L., et P.W. Talboys. 1970. *Verticillium albo-atrum*. CMI Descriptions of Pathogenic Fungi and Bacteria, No. 255. Commonw. Mycol. Inst., Kew, Surrey, Angleterre. 2 pp.
- Hawksworth, D.L., et P.W. Talboys. 1970. *Verticillium dahliae*. CMI Descriptions of Pathogenic Fungi and Bacteria, No. 256. Commonw. Mycol. Inst., Kew, Surrey, Angleterre. 2 pp.

(Texte original de J.G. Menzies)

VIROSES

► Fausse jaunisse de la betterave

Fig. 22.37

Virus de la fausse jaunisse de la betterave

Cette maladie n'est habituellement pas un problème, mais elle peut être destructrice dans les serres où l'aleurode des serres sévit. Les plantes-hôtes du virus de la fausse jaunisse de la betterave comprennent la carotte, le concombre, le lin, la laitue, le cantaloup, l'épinard, la courge et la betterave sucrière. Certaines plantes ornementales et certaines adventices sont aussi attaquées et peuvent servir de réservoir à virus.

Symptômes Ce virus cause un jaunissement chlorotique entre les nervures des vieilles feuilles (22.37) et un enroulement de la marge vers le bas chez les feuilles atteintes. Les jeunes feuilles peuvent ne pas être affectées aux premiers stades de la maladie. On n'a pas observé de symptômes sur les fruits, mais les plantes atteintes vieillissent précocement et sont moins productives.

Agent pathogène Les essais d'observation du virus de la fausse jaunisse de la betterave au microscope électronique n'ont pas été fructueux. La nature de ce virus est donc incertaine.

Cycle évolutif Le virus est transmis par l'aleurode des serres. Les conditions qui favorisent ce ravageur favorisent aussi le développement d'épidémies virales. L'aleurode devient infectieux après s'être nourri pendant une heure sur l'hôte infecté et doit se nourrir pendant une heure sur l'hôte sensible pour transmettre le virus. La période de latence

dans le vecteur dure moins de six heures et l'aleurode peut porter le virus pendant quatre jours. On n'a pas démontré de transmission mécanique ou par la semence pour ce virus.

Moyens de lutte La lutte contre l'aleurode des serres est nécessaire pour contrer cette maladie (voir aleurode des serres, dans le présent chapitre).

Pratiques culturales — Les plantes ornementales et les autres plantes qui ne font pas partie de la culture ne doivent pas être introduites dans la serre puisqu'elles peuvent porter le virus.

Références bibliographiques

- Duffus, J.E. 1965. Beet pseudo-yellows virus, transmitted by the greenhouse whitefly (*Trialeurodes vaporariorum*). *Phytopathology* 55:450-453.
- Van Dorst, H.J.M., N. Huijberts et L. Bos. 1983. Yellows of glasshouse vegetables, transmitted by *Trialeurodes vaporariorum*. *Neth. J. Plant Pathol.* 89:171-184.

(Texte original de J.G. Menzies et W.R. Jarvis)

► Maladie du fruit pâle

Fig. 22.40

Viroïde du fruit pâle du concombre

Cette maladie des fruits chez le concombre de serre a été observée pour la première fois aux Pays-Bas et a été signalée dans plusieurs pays depuis 1963. Lorsque la maladie du fruit pâle s'établit dans les cultures de concombres, des réductions importantes de rendement et de la qualité des fruits peuvent survenir. Au Canada, la maladie du fruit pâle du concombre n'est un problème qu'en Colombie-Britannique. Ce parasite possède une gamme d'hôtes semblable et induit les mêmes réactions que le viroïde de la filosité des tubercules de la pomme de terre (voir Pomme de terre, filosité des tubercules) et que le viroïde du rabougrissement du chrysanthème.

Symptômes Cette maladie est plus grave à des températures élevées. Les symptômes les plus distinctifs de la maladie sont des fruits vert pâle, petits et souvent légèrement piriformes (22.40). Cependant, sur des plantes qui croissent à 30°C, les symptômes foliaires peuvent apparaître avant le développement des fleurs et des fruits. Les feuilles qui se développent sont petites, bleu verdâtre et rugueuses. Les limbes foliaires sont ondulés, les marges sont enroulées vers le bas et les pointes sont courbées vers le bas ou tournées vers l'arrière. Avec le temps, les symptômes foliaires s'estompent, la chlorose apparaît et la plante peut être quelque peu rabougrie. Les fleurs peuvent être rabougries et chiffonnées, et la marge des pétales être légèrement laciniée.

Agent pathogène L'agent pathogène est un viroïde végétal typique : un ARN de faible masse moléculaire, 1,1 à 1,3 × 10⁵, à structure unique. On ne le trouve pas dans les plantes saines. Il se réplique de façon autonome malgré sa petite taille. À la différence des acides nucléiques viraux, ceux des viroïdes ne sont pas encapsidés, de sorte qu'on ne peut pas isoler de particules qui ressemblent à des virions à partir des tissus infectés.

De nombreuses cucurbitacées sont sensibles et expriment des symptômes. Le *Benincasa hispida* (Thunb.) Cogn. peut être une plante indicatrice très utile parce que sa période d'incubation est courte et les symptômes sont marqués. Un hôte produisant des lésions locales n'a pas encore été trouvé. Chez le concombre, les symptômes sont identiques à ceux causés par le viroïde du rabougrissement du houblon, avec lequel il partage une homologie de séquence de 95 % et dont il ne diffère que par la position de 16 nucléotides. Les plantes peuvent être testées individuelle-

ment par électrophorèse sur gel de polyacrylamide. Pour la détection directe dans les échantillons de semences, l'ADN complémentaire à l'ARN du viroïde de la filiosité de la pomme de terre peut être utilisé dans la technique d'hybridation par points.

Cycle évolutif L'agent pathogène est transmissible mécaniquement par la sève brute extraite de plantes infectées. Entailler les tiges avec un couteau contaminé infecte aussi les plantes. La transmission par la graine a été prouvée de façon expérimentale chez la tomate. On ne trouve le viroïde qu'en serre. Il n'hiverne pas dans les débris de culture et ne semble pas être transmis par les insectes. Les semences infectées semblent la source la plus probable d'inoculum.

Moyens de lutte *Pratiques culturales* — De bonnes mesures prophylactiques lors de la taille et des opérations de récolte réduisent la propagation de la maladie des plantes infectées aux plantes saines.

Références bibliographiques

- Diener, T.O. 1987. Cucumber pale fruit. Pages 261-263 dans T.O. Diener, ed. *The Viroïds*. Plenum Press, New York. 344 pp.
 Kryczynski, S., et E. Paduch-Cichal. 1987. A comparative study of four viroïds of plants. *J. Phytopathol.* 121:51-57.
 Van Dorst, H.J.M., et D. Peters. 1974. Some biological observations on pale fruit, a viroid-incited disease of cucumber. *Neth. J. Plant Pathol.* 80:85-96.

(Texte original de R. Stace-Smith, J.G. Menzies et W.R. Jarvis)

► Mosaïque jaune *Fig. 22.42 et 22.43; 9.20 à 9.22* de la courgette

Virus de la mosaïque jaune de la courgette

Chez le concombre de serre, une mosaïque grave, le jaunissement et la déformation des feuilles et des fruits peuvent survenir (22.42 et 22.43). On a signalé que, dans une serre en Ontario, jusqu'à 80 % des concombres étaient infectés. La maladie a une distribution limitée au Canada et n'a été signalée qu'en Ontario, en Alberta et en Colombie-Britannique. (Pour en savoir plus sur cette maladie, voir Cucurbitacées, mosaïque jaune de la courgette.)

(Texte original de W.R. Jarvis et J.G. Menzies)

► Mosaïque de la pastèque *Fig. 22.41; 9.23 et 9.24*

Virus de la mosaïque de la pastèque

Le virus a été signalé pour la première fois sur le concombre en 1975 dans le sud-ouest de l'Ontario et n'a pas été trouvé ailleurs au Canada. Le virus de la mosaïque de la pastèque est généralement de faible importance chez le concombre de serre. Les différents hôtes du virus de la mosaïque de la pastèque sont des cucurbitacées et des légumineuses.

Symptômes Au départ, les feuilles peuvent exhiber des mouchetures et une décoloration jaune des nervures suivies d'une mosaïque verte à vert foncé (9.23). La marge des feuilles s'enroule vers le haut. Ensuite les feuilles se déforment et présentent un enroulement de la marge vers le bas, une nervation irrégulière et un liseré vert foncé des nervures (9.24), accompagnés de pustules vert foncé entre les nervures (22.41). Les symptômes foliaires sont habituellement uniformes et ressemblent aux dommages causés par les herbicides ou d'autres problèmes abio-

tiques. Les fruits sont gravement raccourcis, courbés et noueux.

Agent pathogène Les particules du virus de la mosaïque de la pastèque sont des filaments flexueux d'environ 750 nm de longueur. Les particules précipitent dans la sève à pH 4,9. Le coefficient de migration électrophorétique R_0 est de 0,25. Deux souches distinctes ont été décrites en Amérique du Nord. La souche 1 est restreinte aux cucurbitacées, alors que la souche 2 a une gamme d'hôtes plus étendue. Sur les cucurbitacées, ces souches ne peuvent pas être différenciées par leurs symptômes.

Ce virus peut être différencié de la mosaïque du potiron et de la mosaïque du concombre parce qu'il infecte systématiquement la pastèque, et de la marbrure du concombre et de la tache annulaire du tabac parce qu'il est transmis par des pucerons. La pastèque développe trois symptômes systémiques : une chlorose des nervures, une mosaïque et une déformation des feuilles. La citrouille développe des chloroses internervales, de la mosaïque, des pustules saillantes vertes et de la déformation des feuilles.

Cycle évolutif Des résultats préliminaires semblent indiquer que le virus est transmis par les semences. Les sources d'infection primaire n'ont pas encore été complètement identifiées. Le virus est transmis d'une plante à l'autre selon le mode non persistant par les pucerons vert du pêcher et noir du haricot. Le puceron vert du pêcher peut acquérir le virus en se nourrissant pendant seulement 10 à 30 secondes sur une plante infectée. La dissémination secondaire se fait aussi par des pucerons vecteurs. Les symptômes de la maladie apparaissent une à deux semaines après l'inoculation.

Moyens de lutte Une lutte efficace contre ce virus passe par l'élimination du réservoir de plantes-hôtes et des pucerons vecteurs.

Pratiques culturales — Les serres doivent être situées dans des zones où les populations de plantes-hôtes servant de réservoir sont limitées et, si possible, en aval de ces dernières par rapport aux vents dominants. L'application d'herbicides ou les autres pratiques sont utiles pour lutter contre les réservoirs d'hôtes autour de la serre, sur le bord des fossés ou le long des haies. L'utilisation de feuilles d'aluminium pour repousser les pucerons, de pulvérisations d'huile et de cultures-abris autour des serres peuvent aussi réduire l'incidence du virus dans les cultures de concombres. Le blé, cultivé comme culture-abri autour de la serre, fournit des sites de nourriture aux pucerons. Lorsque ces derniers se nourrissent, le virus présent sur leurs stylets est dilué par la sève du blé et perd son pouvoir infectieux. Les semences doivent être achetées seulement chez des fournisseurs de bonne réputation.

Références bibliographiques

- Challa, V.H., C.W. Harrison et R.S. Halliwell. 1987. Identification of two distinct strains of watermelon mosaic virus 2 affecting cucurbits in Texas. *Plant Dis.* 71:750-752.
 Purcifull, D., E. Hiebert et J. Edwardson. 1984. Watermelon mosaic virus. CMI/AAB Descriptions of Plant Viruses, No. 293. Commonw. Mycol. Inst./Assoc. Appl. Biol., Kew, Surrey, Angleterre. 7 pp.
 van der Meer, F., et H.M. Garnett. 1987. Purification and identification of a South African isolate of watermelon mosaic virus. *J. Phytopathol.* 120:255-270.
 Webb, R.E., et H.H. Scott. 1965. Isolation and identification of watermelon mosaic virus 1 and 2. *Phytopathology* 55:895-900.

(Texte original de J.G. Menzies et W.R. Jarvis)

► Mosaïque *Fig. 22.38 et 22.39; 9.19* du concombre

Virus de la mosaïque du concombre

Le virus de la mosaïque du concombre est un problème mondial chez les cucurbitacées. Il est particulièrement important dans les régions tempérées. Le virus de la mosaïque du concombre peut attaquer plus de 40 familles d'angiospermes. Au Canada, les cultures hôtes comprennent le trèfle, le maïs, le concombre, le haricot vert, la laitue, le cantaloup, le poivron, la tomate, le safran bâtard, l'épinard, la courge et la betterave sucrière. Les plantes-hôtes ornementales comprennent le *Narcissus*, le *Gladiolus*, l'*Impatiens*, le *Petunia*, le *Phlox* et le *Rudbeckia*.

Symptômes Le virus peut infecter les plantes à tous les stades de croissance, mais normalement les plantes sont infectées au stade six à huit feuilles, alors qu'elles sont en croissance rapide. Si les plantules sont infectées, les cotylédons flétrissent ou jaunissent et les plantes sont rabougries. Les nouvelles feuilles sont légèrement marbrées et déformées et montrent un léger enroulement de la marge vers le bas. L'infection de plantes plus âgées, en croissance luxuriante, entraîne l'apparition, sur les jeunes feuilles en développement, de petites lésions jaune verdâtre et translucides qui mesurent environ 1 à 2 mm et qui sont normalement circonscrites par les nervures de la feuille. La marge des feuilles s'enroule vers le bas, et la surface de la feuille devient finement ridée et présente des tissus saillants entre les petites nervures. À la fin, une marbrure vert jaunâtre se développe (22.38). Parfois seule la pointe de la feuille jaunit sans marbrure bien définie. Les feuilles plus âgées peuvent être fortement affectées et mourir, ce qui entraîne le déclin graduel des plantes flétries. À la suite de l'infection, la pousse des plantes est rabougrie et les entre-noeuds sont courts. Dans les cultures luxuriantes, les tiges atteintes peuvent flétrir avant d'exhiber des signes de déformation et peuvent mourir en moins de sept jours. Peu de fruits sont noués une fois que l'infection a débuté; les fruits noués présentent une marbrure jaune-vert sur le pédoncule, qui s'étend graduellement sur la surface entière du fruit (22.39). Cette marbrure est parsemée de zones vertes qui sont habituellement en relief et ont la forme de verrues. Parfois les fruits deviennent lisses, blanc verdâtre et leur extrémité est plate. Ce symptôme, connu sous le nom de concombre blanc, est caractéristique.

Agent pathogène Les particules du virus de la mosaïque du concombre sont isométriques, mesurent 30 nm de diamètre et sont composées de 180 sous-unités groupées en un arrangement pentamère-hexamère. Le centre de la particule est creux. La masse moléculaire varie de 5,8 à $6,7 \times 10^6$. L'identité du virus peut être confirmée par l'inoculation de plantes indicatrices. Le concombre développe une mosaïque systémique verte ou jaune verdâtre. Les feuilles de tabac (*Nicotiana tabacum* L., *N. clevelandii* A. Gray et *N. glutinosa* L.) restent sans symptômes ou développent des lésions chlorotiques ou nécrotiques, suivies d'une mosaïque systémique verte ou jaune verdâtre ou de taches annulaires habituellement sans nécroses. La tomate développe une mosaïque systémique et des «feuilles de fougère» à limbes foliaires très étroits. Le haricot vert (*Phaseolus vulgaris* L.) développe des lésions locales non systémiques, en piqûres d'épingles, nécrotiques, l'hiver mais pas l'été. Le *Chenopodium amaranticolor* Coste & Reynier et le *C. quinoa* Willd. développent des lésions locales chlorotiques et nécrotiques. Certains cultivars du dolique (*Vigna unguiculata* (L.) Walp.) développent des lésions locales et la plupart des souches du virus de la mosaïque du concombre ne produisent pas de symptômes systémiques chez cette plante.

Cycle évolutif Le virus survit d'une saison à l'autre dans les plantes-hôtes intermédiaires. Plus de 60 espèces de pucerons et au moins deux espèces de chrysomèles (les chrysomèles rayée et maculée du concombre) contribuent à la transmission du virus. Les pucerons, à tous les stades de développement, peuvent transmettre le virus qui est acquis et inoculé en une minute environ. Il n'y a pas de période de latence et le virus persiste dans le puceron pendant moins de quatre heures. Il n'y a pas de transmission transovarienne du virus à la descendance. Le virus peut aussi être transmis par environ 10 espèces de cuscute. Le virus est systémique et peut être transmis par la sève que transportent les couteaux pour la taille ou les mains des cueilleurs. Le virus n'est que rarement transmis par la graine. Chez les jeunes plantes, les symptômes apparaissent après quatre à cinq jours, à partir du moment de l'infection, et rarement après plus de 14 jours chez les plantes plus âgées. Les symptômes se développent plus rapidement à des températures qui se situent entre 26 et 32°C, qu'entre 16 et 24°C. Les symptômes sont plus prononcés sur les plantes exposées aux jours courts et à une lumière faible.

Moyens de lutte Pratiques culturales — L'élimination du réservoir de plantes-hôtes autour des serres de concombres réduit habituellement la quantité d'inoculum primaire, à moins que plusieurs plantes-hôtes différentes soient indigènes dans cette région. Si possible, les producteurs doivent éviter le chevauchement des cultures et ne doivent pas planter une nouvelle culture près de cultures infectées ou de leurs résidus. L'élimination des plantes-hôtes intermédiaires dans un rayon de 100 m autour du périmètre des serres peut donner de bons résultats contre le virus la plupart des années. La lutte contre les pucerons peut aussi être utile pour éviter la propagation du virus, mais elle doit se faire proprement pour éviter la transmission du virus. Dans les serres, on peut placer des moustiquaires devant les châssis de ventilation pour empêcher les pucerons d'entrer; un paillis d'aluminium peut être utilisé pour repousser les pucerons qui tentent d'entrer et une culture-écran comme le blé peut retarder ou réduire la propagation du virus à des plants sensibles de concombre. Une manipulation minimale des plantes peut aussi retarder la propagation de ce virus, bien qu'habituellement il ne soit pas facilement transmis mécaniquement. Les mains, les vêtements et les outils doivent être lavés fréquemment. On peut aussi tremper ses mains et les instruments dans du lait écrémé pour réduire les risques de propagation.

Cultivars résistants — Les cultivars européens sans pépins ont peu ou pas de résistance au virus de la mosaïque du concombre.

Références bibliographiques

- Francki, R.I.B., D.W. Mossop et T. Hatta. 1979. Cucumber mosaic virus. CMI/AAB Descriptions of Plant Viruses, No. 213. Commonw. Mycol. Inst./Assoc. Appl. Biol., Kew, Surrey, Angleterre. 6 pp.
- Francki, R.I.B., J. Hu et P. Palukaltis. 1986. Taxonomy of cucurbit-infecting tobamoviruses as determined by serological and molecular hybridization analyses. *Int. Virol.* 26:156-163.
- Igarashi, I., Y. Iwanaga et T. Kawaide. 1986. Studies on the breeding of cucumber cultivars resistant to cucumber mosaic virus. II. Varietal differences and resistance of F₁ hybrids. *Bull. Veg. Orn. Crops Res. Stn. A. Jpn.* 14:35-41.

Meyer, U., I. Weber et H. Kegler. 1987. [Characterization of quantitative resistance of cucumber to cucumber mosaic virus - A model experiment] Ein modellversuch zur charakterisieren der quantitativen resistenz von gurken gegen des gurkenmosaik-virus. *Arch. Gartenbau* 35:425-439.

(Texte original de J.G. Menzies et W.R. Jarvis)

► Nécrose du concombre

Virus de la nécrose du concombre

Le virus de la nécrose du concombre est un virus tellurique qui attaque principalement le concombre de serre, mais il peut aussi infecter le concombre de plein champ. La nécrose du concombre est une maladie de faible importance chez le concombre de serre.

Symptômes Les jeunes feuilles s'enroulent vers le haut et jaunissent. Les plus jeunes feuilles développent une teinte violacée à mesure que leurs tissus se dessèchent et meurent. Des zones vert jaunâtre à ocre à plages nécrotiques perforées de trous en piqûres d'épingle, mesurant de 1 à 8 mm de diamètre, se forment sur les limbes des feuilles. Ces plages peuvent tomber, ce qui donne à la feuille une apparence criblée de trous de différentes tailles. Le virus se déplace de façon systémique dans la plante, et les feuilles peuvent n'exprimer des symptômes que sur un des côtés de la nervure médiane. De nombreuses feuilles atteintes sont déformées avec des énaitions vert foncé en forme de lamelles sur la face inférieure. Les énaitions se trouvent souvent autour d'un trou ou le long d'une nervure, approximativement deux à trois semaines après l'apparition des premiers symptômes systémiques; les énaitions sont souvent le seul symptôme qui apparaît durant l'été.

Agent pathogène Le virus de la nécrose du concombre est un virus à ARN, à particules isométriques d'environ 31 nm de diamètre. Les propriétés et la gamme d'hôtes de ce virus et des souches concombre du virus de la nécrose du tabac sont semblables, de sorte que seuls des tests sérologiques sont fiables pour les distinguer l'un de l'autre.

Sur le concombre, des lésions nécrotiques de 3 à 5 mm se développent en trois ou quatre jours sur les cotylédons inoculés. Les cotylédons se dessèchent et meurent. Les symptômes systémiques sont : des zones chlorotiques ou ocre à centre présentant des nécroses en piqûres d'épingle qui tombent habituellement et laissent la feuille criblée de trous de différentes grosseurs; des feuilles gravement déformées, sur lesquelles on trouve parfois des énaitions vert foncé; et, sur des plantes rabougries, des petits fruits qui montrent parfois une marbrure verte.

L'identité du virus peut être confirmée en inoculant des plantes indicatrices. Le *Gomphrena globosa* L. développe, en trois à cinq jours, des lésions nécrotiques grisâtres et irrégulières avec un contour rougeâtre. Le *Chenopodium amaranticolor* Coste & Reynier développe, en deux à cinq jours, des lésions locales nécrotiques qui mesurent 0,5 à 1 mm. Les contours rougissent à mesure que les feuilles vieillissent. Les feuilles fortement infectées se dessèchent et tombent.

Cycle évolutif Ce virus est transmis par un champignon tellurique, l'*Olpidium radicale* Schwartz & Cook, qui semble n'infecter que des cucurbitacées. Le virus peut infecter les racines dans un sol contaminé par des débris de culture infectée ou par la sève. Il peut aussi être transmis mécaniquement d'une plante à l'autre en frottant des feuilles éraflées avec de la sève infectieuse, accident qui arrive probablement au cours des opérations culturales dans les serres commerciales. Les amarantacées, les chénopodiacées, les composées, les cucurbitacées, les légumineuses et les solanacées peuvent être infectées par inoculation

mécanique au moyen de la sève de la plante. Dans les serres, le virus est particulièrement redoutable durant l'automne et l'hiver. À mesure que les jours rallongent, les symptômes deviennent plus bénins et discrets, et les plantes qui montraient des symptômes graves au printemps semblent s'être complètement rétablies à l'été.

Moyens de lutte Pratiques culturales — La stérilisation du sol à la vapeur est nécessaire pour empêcher la propagation de ce virus tellurique. La fumigation chimique est inefficace. Les plantes malades doivent être éliminées et enlevées sans toucher les autres plantes et doivent être brûlées plutôt qu'enfouies. On doit stériliser à la chaleur les outils contaminés par la sève, se laver les mains et changer de vêtements après avoir manipulé des plantes malades et avant d'entrer dans des zones exemptes de maladies.

Références bibliographiques

- Dias, H.F., et C.D. McKeen. 1972. Cucumber necrosis virus. CMI/AAB Descriptions of Plant Viruses, No. 82. Commonw. Mycol. Inst./Assoc. Appl. Biol., Kew, Surrey, Angleterre. 4 pp.
- Lange, L., et V. Insunza. 1977. Root-inhabiting *Olpidium* species. The *O. radicale* complex. *Trans. Br. Mycol. Soc.* 69:377-384.
- McKeen, C.D. 1959. Cucumber necrosis virus. *Can. J. Bot.* 37:913-925.
- McKeen, C.D. 1961. Symptoms, behaviour and control of two new viruses of glasshouse cucumbers in Ontario. Pages 513-517 dans J.-C. Garnaud, ed. *Advances in Horticultural Science and their Applications*, Vol. 1. Pergamon Press, Oxford. 546 pp.

(Texte original de J.G. Menzies et W.R. Jarvis)

MALADIES NON PARASITAIRES

► Désordres physiologiques du froid, maladies physiologiques du froid Fig. 22.44 et 22.45

Les concombres sont sensibles aux températures plus basses que les températures minimales de jour et de nuit recommandées pour des cultivars donnés, et les effets sont amplifiés quand les conditions d'éclairage sont médiocres (voir aussi les désordres au champ, 9.25 à 9.27).

Au début de la saison, les plantes se développent lentement et produisent des feuilles excessivement grandes. Il peut se former un gradient marqué de distribution de chaleur et de hauteur des plantes dans les serres mal isolées. Les turboventilateurs, lorsqu'ils apportent de l'air froid vers le sol, entraînent aussi la formation de zones où la croissance est médiocre. La floraison est retardée par les basses températures et les fruits peuvent avorter. L'arrosage à l'eau froide peut faire plisser les feuilles.

Les fruits du concombre de serre peuvent subir des dégâts de froid par basses températures, alors qu'ils sont sur les tiges (désordres physiologiques du froid) ou lors de l'entreposage post-récolte (maladies physiologiques du froid). Les fruits en croissance, sujets à des courants d'air froid et à des chutes subites de température, développent des cicatrices caractéristiques. Elles consistent en des marques longitudinales blanches ou brun pâle, présentes souvent d'un seul côté, mais parfois tout autour du fruit (22.45). Les cicatrices sont liégeuses en apparence et, bien que superficielles, elles écartent les fruits de la mise en

marché. Des symptômes semblables peuvent résulter de dommages causés par les thrips lorsqu'ils se nourrissent sur les fruits en développement. Dans les cas graves, le fruit peut fendre. Le ralentissement de la croissance peut rendre les fruits amers.

Les maladies du froid provoquent des piqûres sur les fruits par suite de la destruction des tissus épidermiques. Ces trous jaunissent et peuvent entraîner la chlorose de tout le fruit. Les maladies du froid semblent accroître la sensibilité des fruits à la pourriture microbienne.

Moyens de lutte Pratiques culturales — Les risques de désordres physiologiques du froid peuvent être réduits en diminuant les courants d'air froid dans la serre et en évitant d'arroser les plantes à l'eau froide. Les températures de l'air dans les serres ne doivent pas être inférieures à 16°C. On peut éviter les maladies physiologiques du froid en entreposant les concombres entre 10 et 13°C.

Références bibliographiques

Cabrena, R.M., et M.E. Saltveit, Jr. 1990. Physiological response to chilling temperatures of intermittently warmed cucumber fruit. *J. Am. Soc. Hortic. Sci.* 115:256-261.

(Texte original de W.R. Jarvis et J.G. Menzies)

► Flétrissement subit

Le flétrissement subit des plantes peut être causé par des températures extrêmes et une hygrométrie excessive. Si les concombres sont exposés à de brusques chutes de température, le flétrissement subit peut survenir. Les plantes flétries se rétablissent habituellement, mais si des conditions froides persistent, comme près des murs isolés de la serre, un rabougrissement permanent peut se produire. Des températures élevées causent aussi un flétrissement temporaire des plantes et des températures élevées qui persistent peuvent causer la mort des tissus périphériques des feuilles inférieures. Ce type de flétrissement survient souvent au début de la saison, lors de journées chaudes et ensoleillées. Si les jeunes plantes n'ont pas le temps de développer un système racinaire adéquat, elles flétrissent, mais la plupart des plantes se rétablissent.

Un approvisionnement insuffisant en eau peut causer le flétrissement ou le rabougrissement des plantes et, si la situation n'est pas corrigée, elles peuvent finalement mourir. Un arrosage excessif peut causer le flétrissement, le jaunissement, des dommages aux racines et une réduction des taux de croissance. Voir aussi fonte des semis, pourriture des racines, dans le présent chapitre.

Moyens de lutte Pratiques culturales — Les températures dans la serre doivent être maintenues entre 18 et 27°C. Les calendriers d'irrigation des cultures de concombres doivent être scrupuleusement suivis, surtout par temps chaud.

(Texte original de J.G. Menzies)

► Jaunissement prématuré des fruits

C'est un problème fréquent en post-récolte chez les fruits du concombre de serre. La cause de ce problème est inconnue, mais elle semble reliée aux conditions de croissance lors de la nouaison.

Moyens de lutte Pratiques culturales — L'augmentation de la concentration d'engrais dans la solution nutritive et la réduction du nombre de fruits par plante peuvent diminuer l'incidence du mûrissement prématuré des fruits. Ce problème peut aussi être atténué en augmentant la quantité de lumière qui atteint le fruit, par des pratiques telles que la taille.

Références bibliographiques

Lin, W., et D.L. Ehret. 1991. Nutrient concentrations and fruit thinning affect the shelf life of long English cucumber. *HortScience* 26:1299-1300.

(Texte original de J.G. Menzies)

► Mort des racines

Fig. 22.53

Chez les plantes saines, les racines meurent et sont remplacées tout au long de la saison de croissance, mais parfois les racines meurent soudainement et plus rapidement qu'elles ne sont remplacées. La mort de la plante est alors spectaculaire, surtout chez les cultures sur film nutritif (NFT).

Symptômes Les plantes flétrissent et meurent en cinq à huit heures, sans possibilité de guérison. Dans les systèmes NFT, les racines deviennent brunes (22.53) et visqueuses et, lorsqu'on les déplace, elles se désintègrent complètement en fragments. Habituellement, presque toutes les plantes d'une culture sont atteintes simultanément.

Cause Plusieurs facteurs peuvent causer la mort des racines, mais cet état est habituellement associé à des stress. Des conditions indépendantes ou concomitantes, telles que des températures basses ou élevées, une conductivité électrique élevée, une mauvaise oxygénation de la solution nutritive ou une charge trop grande de fruits sur des petites plantes rachitiques ou malades, accélèrent la mort des racines. Une croissance racinaire importante dans les caniveaux du système NFT peut mener à des taux inadéquats d'écoulement autour des racines, ce qui fait augmenter la conductivité électrique et entraîne une mauvaise aération de la solution. Dans les systèmes hydroponiques, l'affaissement soudain de la culture, accompagné de la désintégration du système racinaire, est un signe diagnostique.

Cycle évolutif La mort des racines est plus un désordre physiologique qu'une maladie causée par un micro-organisme spécifique. Cependant, il n'est pas inhabituel d'isoler des champignons et des bactéries pathogènes à partir de racines mortes. Les bactéries du genre *Clostridium* sont souvent présentes. Elles sont anaérobies et leur présence laisse suggérer un manque d'oxygène à la surface des racines qui pourrait entraîner l'autolyse des racines ou leur autodestruction. Habituellement la culture est atteinte dans son ensemble, reflétant probablement un déséquilibre nutritionnel ou osmotique du système de fertilisation ou des changements marqués dans les relations source-puits dans la plante. Généralement, les températures du sol pour le concombre doivent être supérieures à 15°C. Des températures inférieures amènent une diminution de l'activité racinaire et de la croissance de la plante. Si la température de l'air est plus chaude, soit à environ 25°C, et que la température des racines est à 15°C, le système racinaire n'est plus capable de subvenir à la croissance des parties aériennes, ce qui entraîne le dépérissement des racines et finalement la mort de la plante. Une conductivité électrique élevée autour des racines réduit ou empêche l'absorption de l'eau du substrat par les racines. À la fin, l'excès d'eau s'accumule autour des

racines, ce qui diminue l'aération et cause la mort des racines par asphyxie. La conductivité électrique de la solution nutritive et du substrat est déterminée et ajustée en fonction de la vigueur des plantes, de leur âge, du temps de l'année, des conditions environnementales dans la serre et à l'extérieur, et du genre de milieu ou de substrat de croissance. Dans la laine de roche, la conductivité électrique est habituellement élevée au début de la saison, alors que les plantes sont petites et que l'intensité lumineuse est faible. À mesure que la plante se développe et que la lumière augmente, la conductivité doit être réduite. Cependant, pendant ces périodes, la conductivité peut être élevée ou abaissée de quelques unités (0,2 mS/cm) lorsque des périodes prolongées de temps chaud et ensoleillé ou nuageux surviennent. Dans les substrats artificiels comme la laine de roche, la conductivité peut atteindre 3,0 mS/cm alors qu'elle n'est que de 1,5 à 1,8 mS/cm dans le sol.

Moyens de lutte Pratiques culturales — La mort des racines peut être corrigée en évitant les conditions de stress; cependant, une fois que le flétrissement est commencé, il est irréversible et foudroyant. Le système NFT et la laine de roche n'ont pas la capacité tampon du sol pour masquer et retarder les symptômes, de sorte qu'une attention constante est requise pour éviter des stress subits imposés par les nombreux accidents qui surviennent en cours de production.

Références bibliographiques

- Chung, G.C., R.N. Rowe et R.J. Field. 1989. Solution depth affects root morphology and growth of cucumber plants grown in circulating nutrient solution. *J. Am. Soc. Hortic. Sci.* 114:890-893.
- Daughtrey, M.L., et P.A. Schippers. 1980. Root death and associated problems. *Acta Hortic.* 98:283-291.
- Davis, J.M.L. 1980. Disease in NFT. *Acta Hortic.* 98:299-305.
- Jackson, M.B., P.S. Blackwell, J.R. Chrimes et T.V. Sims. 1984. Poor aeration in NFT and a means for its improvement. *J. Hortic. Sci.* 59:439-448.
- Van der Vlugt, J.L.F. 1989. A literature review concerning root death in cucumber and other crops. *Norw. J. Agric. Sci.* 3:265-274.

(Texte original de W.R. Jarvis et J.G. Menzies)

► Troubles de la nutrition

Fig. 22.46 à 22.52

Azote	Magnésium
Bore	Manganèse
Calcium	Molybdène
Cuivre	Phosphore
Fer	Potassium

Azote La carence en azote entraîne la réduction de la croissance de la plante et la réduction du nombre de fruits. Les jeunes feuilles sont petites, de vert à jaune pâle (22.50), alors que les feuilles plus âgées sont uniformément jaunes et peuvent mourir prématurément. Les fruits affectés sont courts et vert pâle et sont pointus (22.51).

Un excès d'azote entraîne la production de plantes rabougries et de petites feuilles vert foncé. Les feuilles affectées tendent à s'enrouler vers le bas et les pétioles se courbent légèrement vers le bas. Une chlorose de la marge de la feuille peut aussi se manifester.

Bore (22.46) Les feuilles de plantes carencées en bore sont parcheminées et vert foncé; leur bourgeon apical peut mourir. Les feuilles plus âgées développent habituellement une chlorose internervale jaune brunâtre et une marge

roussie, alors que les jeunes feuilles peuvent être déformées et enroulées vers le haut et présenter des nervures surélevées. Les plantes affectées sont fragiles. Parfois les jeunes fruits meurent. Les fruits en développement sont difformes et ont des marques longitudinales blanches comme s'ils avaient été exposés au froid.

Calcium La carence en calcium entraîne une nécrose des bourgeons apicaux et la production de jeunes feuilles rabougries. La marge des feuilles s'enroule vers le bas et devient brun pâle. Les jeunes fruits peuvent être ridés, changer de couleur et montrer des signes de pourriture apicale. Ce problème est assez commun dans les cultures en croissance rapide. Les plantes affectées sont incapables de réguler adéquatement leur distribution interne de calcium à cause d'une transpiration insuffisante. Des niveaux élevés de potassium peuvent inhiber l'absorption du calcium.

Cuivre La carence en cuivre entraîne la réduction des entre-noeuds, la formation de petites feuilles et de taches jaunes entre les nervures des feuilles plus âgées. Cette chlorose se déplace habituellement vers le haut de la plante. Les feuilles prennent une coloration vert terne ou bronzée et fanent.

Fer Les plantes qui souffrent d'une carence en fer présentent un jaunissement internervale des jeunes feuilles (22.49) et les nervures deviennent jaunes. À la fin, la feuille entière vire au jaune ou blanc jaunâtre. Les feuilles âgées demeurent généralement vertes. Les plantes affectées peuvent cesser de croître et les fruits peuvent pâlir.

Magnésium Les feuilles qui souffrent d'une carence en magnésium montrent un jaunissement internervale, mais les nervures demeurent vertes (22.47). Souvent un contour vert persiste sur la marge de la feuille même dans les cas de carences graves. Les feuilles peuvent s'enrouler vers le bas, devenir coriaces ou cassantes et les plantes, dans l'ensemble, peuvent être rabougries. Les fruits affectés sont habituellement vert pâle. Ces symptômes sont difficiles à distinguer de la carence en manganèse.

Manganèse Les symptômes de la carence en manganèse apparaissent d'abord sur les feuilles âgées sous forme de zones vert pâle. Peu après, un patron réticulé apparaît, composé uniquement des tissus verts qui se trouvent le long des principales nervures. Les feuilles s'amincissent et les tissus foliaires meurent en périphérie. Ce symptôme peut être difficile à distinguer de celui causé par la carence en magnésium.

Molybdène Les plantes carencées en molybdène sont rabougries et montrent des feuilles roussies (22.48) dont la marge est enroulée vers le haut. Les symptômes apparaissent d'abord sur les feuilles du bas et se déplacent vers le haut de la plante.

Phosphore Une légère carence en phosphore peut entraîner la production de plantes rabougries sans symptômes foliaires, alors qu'une forte carence entraîne une croissance rachitique et que les jeunes feuilles restent petites, deviennent raides, prennent une coloration vert grisâtre foncé et se déploient lentement. Les nervures des feuilles et les pétioles deviennent rouge-violacé et de

grandes zones brunes peuvent apparaître sur les feuilles inférieures et s'étendre à toute la plante. Les feuilles affectées finissent pas se recroqueviller.

Potassium Les plantes qui souffrent d'une carence en potassium ont de petites feuilles chlorotiques, bronzées et à marge roussie (22.52). Les plantes fortement carencées sont habituellement très rabougries, alors que les fruits affectés ont des extrémités distales hypertrophiées, mais ne se développent pas près de leur point d'attache sur la tige. De tels fruits peuvent développer des taches brunes et avoir un goût amer.

Moyens de lutte *Pratiques culturales* — Un éclairage faible et du temps couvert peuvent entraîner une mauvaise ventilation, ce qui crée, dans la serre, un niveau élevé d'humidité qui réduit la transpiration. Une augmentation de la ventilation peut améliorer la transpiration des plantes, et les symptômes peuvent disparaître sur les nouvelles pousses.

Pour la majorité des troubles nutritionnels, l'ajustement du contenu en minéraux de la solution nutritive corrige les problèmes. Pour ce qui est de la carence en calcium, la modification de la composition de la solution nutritive ne résout pas toujours le problème. Des applications foliaires de nitrate de calcium (0,5 kg/500 L d'eau, plus un agent mouillant) ou 150 g de nitrate de potassium additionné de 100 g de nitrate de calcium par litre de solution mère, diluée 1:200, peuvent corriger la carence en calcium.

Références bibliographiques

- Roorda van Eysinga, J.P.N.L., et K.W. Smilde. 1981. *Nutritional Disorders in Glasshouse Tomatoes, Cucumbers and Lettuce*. Centre Agric. Publ. Doc., Wageningen, Pays-Bas.
Winsor, G., et P. Adams. 1987. *Diagnosis of Mineral Disorders in Plants*. Vol. 3. *Glasshouse Crops*. H.M.S.O., Londres, Angleterre. 168 pp.

(Texte original de J.G. Menzies)

NÉMATODES

► Nématodes cécidogènes (nématodes à galles, nématodes des nodosités) Fig. 22.54 à 22.57

Nématode cécidogène du nord (nématode à galles du nord)

Meloidogyne hapla Chitwood

Nématodes cécidogènes du sud

Meloidogyne arenaria (Neal) Chitwood

Meloidogyne incognita (Kofoid & White) Chitwood

Meloidogyne javanica (Treub) Chitwood

Le concombre de serre et les légumes de la famille des solanacées sont très sensibles aux dommages causés par les nématodes cécidogènes. En serre, les plantes infectées sont une source d'inoculum. Les nématodes cécidogènes du sud sont parfois introduits avec les plants importés des États-Unis.

Symptômes Les symptômes incluent le jaunissement et le rabougrissement des tiges, la sénescence précoce, la prolifération de radicelles et la production de petites galles sphériques sur les racines (22.54 à 22.57). Pour la descrip-

tion complète, voir Carotte, nématode cécidogène du nord; voir aussi Tomate de serre, nématodes cécidogènes, et chapitre 3, Lutte contre les nématodes.

INSECTES

► Aleurode des serres Fig. 22.61 à 22.64; 22.70 *Trialeurodes vaporariorum* (Westwood)

L'aleurode des serres (voir Tomate de serre) infeste les cultures de concombres de serre partout au Canada. Son mode de vie sur le concombre de serre et sur la tomate de serre est comparable, mais il y a des différences, la principale étant que la production d'oeufs et la longévité des adultes sont de 10 à 15 % plus élevées sur le concombre que sur la tomate.

Dommages L'aleurode des serres est un ravageur important du concombre de serre. Les infestations d'aleurodes peuvent réduire le rendement et la qualité des fruits par les dommages d'alimentation (22.61) qu'ils causent et par le dépôt de miellat qui favorise la croissance ultérieure de moisissures (22.62).

L'aleurode des serres est un vecteur important de la fausse jaunisse de la betterave sur le concombre de serre et contribue à la dissémination rapide de la maladie dans toute la culture.

Identification L'identification des aleurodes doit être confirmée par un expert. Habituellement, l'aleurode des serres est blanc neige et au repos ses ailes sont en position horizontale sur le corps (22.63). On le trouve habituellement sur la face inférieure des feuilles du haut et il s'envole maladroitement lorsqu'il est dérangé. (Pour en savoir plus, voir Tomate de serre.)

Biologie (voir Tomate de serre, aleurode des serres)

Moyens de lutte On lutte contre l'aleurode des serres au moyen de pratiques culturales et d'agents de lutte biologique. Présentement, dans la majorité des cultures de concombres de serre en Colombie-Britannique, en Alberta et dans les Provinces maritimes, on utilise de façon efficace la lutte biologique contre les aleurodes.

Dépistage — La méthode de dépistage usuelle pour l'aleurode des serres est le piège jaune collant (22.70). Les pièges doivent être suspendus dès le repiquage et être espacés uniformément dans toute la serre à raison d'un piège par 20 à 50 plantes. Le milieu du piège doit coïncider avec le sommet des plantes et on doit inspecter les pièges chaque semaine. Le dépistage commence au repiquage et on doit entreprendre la lutte biologique dès que l'on détecte un aleurode.

Pratiques culturales — On peut aussi utiliser les pièges jaunes collants, à raison d'un piège par deux à cinq plantes, dans les zones de fortes infestations d'aleurodes afin de réduire le nombre excessif d'adultes dans le haut des plantes.

Lutte biologique — Une guêpe parasite, l'*Encarsia formosa* Gahan, est un agent de lutte biologique efficace contre l'aleurode des serres chez le concombre de serre; on doit l'introduire dans la serre dès que l'on détecte un aleurode

sur un piège. La guêpe n'est pas attirée par les pièges jaunes collants utilisés pour le dépistage. Le nombre de parasites relâchés à chaque date d'introduction doit être plus grand pour le concombre que pour la tomate, car la face inférieure des feuilles de concombre est plus poilue, ce qui affecte le parasitoïde dans ses déplacements et le ralentit lorsqu'il cherche des proies. On recommande d'introduire chaque semaine une nymphe du parasitoïde par deux plantes pendant 8 à 10 semaines ou jusqu'à ce que l'on obtienne 60 à 80 % de parasitisme, pourcentage que l'on estime en dénombrant la proportion de stades immatures d'aleurodes qui ont noirci (22.64). Les aleurodes noircissent 10 à 14 jours après avoir été parasités.

Lutte chimique — Comme sur la tomate de serre, la résistance de l'aleurode aux insecticides homologués diminue la portée des traitements chimiques. On ne devrait recourir aux traitements insecticides que vers la fin de la saison de croissance. Lorsque des aleurodes sont présents sur la culture à la fin de la saison, il faut procéder à une fumigation avant de récolter.

Références bibliographiques

Gerling, D. 1990. *Whiteflies: Their Bionomics, Pests Status and Management*. Intercept Ltd., Hants. 348 pp.

(Texte original de J.L. Shipp et D.R. Gillespie)

► Puceron du melon (puceron du coton)

Aphis gossypii Glover

Fig. 22.65 et 22.66

Le puceron du melon cause parfois des dommages aux cultures de concombres de serre partout au Canada, mais surtout à l'automne. Ce n'est que récemment qu'il est devenu une menace pour le concombre de serre en Colombie-Britannique.

Le puceron du melon se nourrit sur diverses plantes, y compris des cultures légumières comme le céleri, le concombre, le haricot, le melon, le poivron et la pomme de terre.

Dommages Des concentrations pouvant atteindre 2000 pucerons par feuille se développent rapidement sur le concombre, ce qui entraîne le flétrissement et l'affaissement des feuilles infestées. Les jeunes feuilles prennent une coloration vert foncé et deviennent rabougries et très souvent leurs bords s'enroulent ou se déforment. De grandes quantités de miellat sont déposées à la surface des feuilles sous les colonies de pucerons, ce qui favorise la croissance dense d'une moisissure fuligineuse. Même après que les pesticides ont ramené les populations de pucerons à un niveau plus acceptable, il faut compter de cinq à sept semaines avant que les rendements ne reviennent à la normale.

Ce puceron peut agir comme vecteur de viroses végétales dans la serre et il est un vecteur efficace des virus de la mosaïque du concombre et de la mosaïque de la pastèque.

Identification Le puceron du melon (Aphididae) mesure 1 à 3 mm de longueur, a une forme globulaire, porte une paire d'appendices courts (cornicules) noirs et est orné de plusieurs taches sombres sur l'abdomen. Les tubercules situés entre les antennes ne sont pas proéminents. Lorsque les populations sont clairsemées, les adultes sont verts ou presque noirs et les larves un peu plus pâles. À mesure que les colonies deviennent plus

denses, la couleur des larves passe du vert olive au jaune pâle (22.66). Les adultes ailés sont vert foncé à noirs (22.65).

Biologie Le puceron du melon est adapté à des températures élevées. À 27°C, les pucerons complètent leur cycle évolutif en sept jours. Les adultes peuvent donner naissance, en moyenne, à 40 larves en sept jours. Sur le concombre, les populations augmentent de 10 à 12 fois en une semaine et de quatre fois sur l'aubergine de serre. Sur le concombre de serre, les infestations apparaissent habituellement sur les feuilles inférieures, puis se répandent sur toute la plante. Lorsque les colonies deviennent trop denses, des formes ailées apparaissent et migrent sur les plantes voisines. Des pucerons ailés provenant de cultures à l'extérieur de la serre, de plantes ornementales ou de mauvaises herbes migrent aussi dans les serres pendant la saison de croissance ou au début de l'automne.

Moyens de lutte La lutte contre le puceron du melon doit être entreprise dès qu'on détecte un puceron, car ils se reproduisent très rapidement.

Dépistage — Les producteurs doivent examiner leur culture de façon routinière afin de détecter les premiers signes de la présence de pucerons. Sept pucerons du melon par centimètre carré ou 1000 pucerons par plante a été fixé en Angleterre comme seuil d'intervention pour l'application de pesticides, bien que ce seuil soit beaucoup trop élevé en présence de la mosaïque du concombre ou de la mosaïque de la pastèque.

Pratiques culturales — Les producteurs doivent placer des moustiquaires devant les prises d'air de la serre, maintenir des zones où il n'y a ni mauvaises herbes ni jardins autour de la serre et ne pas garder de plantes ornementales et d'autres cultures légumières dans ces serres.

Lutte biologique — L'agent de lutte biologique le plus prometteur est la cécidomyie prédatrice *Aphidoletes aphidimyza* (Rondani). Des études préliminaires réalisées au Canada suggèrent qu'on doit l'introduire à raison de 15 à 20 cécidomyies par plante pendant plusieurs semaines afin de réduire les populations. La cécidomyie doit être introduite lorsque les populations de pucerons sont extrêmement basses, donc aussitôt qu'un puceron est détecté.

Lutte chimique — Les pucerons développent fréquemment de la résistance aux pesticides, de sorte qu'on recommande de faire la rotation dans les produits utilisés. Les insecticides, lorsqu'ils sont efficaces, doivent être utilisés fréquemment afin d'assurer un niveau de lutte satisfaisant. Les savons insecticides et les pulvérisations de pyréthri-noïdes sont inefficaces contre le puceron du melon.

Références bibliographiques

Hussey, N.W., et N. Scopes, eds. 1985. *Biological Pest Control — The Glasshouse Experience*. Cornell University Press, Ithaca, New York. 240 pp.

(Texte original de L.A. Gilkeson)

► Sciarides

Bradysia spp.
Corynoptera spp.

Fig. 22.58 à 22.60; 22T2

Les sciarides sont présentes dans toutes les cultures de serre au Canada. Elles sont rarement nuisibles à la tomate ou au poivron de serre, mais elles peuvent endommager les cul-

tures de concombres de serre et les plants produits pour le repiquage. Les sciarides posent surtout un problème lorsque les racines de concombre souffrent d'un déséquilibre minéral ou d'un engorgement d'eau comme dans les substrats à base de sciure de bois. Les adultes peuvent incommoder les ouvriers par leur seul nombre, mais habituellement ils représentent une nuisance mineure et on les élimine facilement.

Les sciarides font partie de la chaîne normale de dégradation organique dans les sols de serres, peu importe le type de culture.

Dommages En se nourrissant, les larves de sciarides causent des dommages aux racines et aux poils absorbants. Il est rare que les plantes meurent, mais elles peuvent subir un ralentissement de croissance et les blessures causées par les insectes, lorsqu'ils se nourrissent, favorisent l'invasion d'agents pathogènes. Les plantes cultivées dans des milieux sans sol, comme en culture hydroponique ou dans des terreaux stériles, sont plus sensibles aux dommages que les plantes cultivées dans de la terre.

On a démontré que les sciarides adultes peuvent transmettre ou transporter des maladies ayant pour origine le sol des cultures de serre, notamment la pourriture des tiges et du collet causée par les espèces du genre *Pythium* chez le concombre et la fusariose des racines et du collet causée par le *Fusarium oxysporum* f. sp. *radicis-lycopersici* chez la tomate.

Identification Les sciarides (Sciaridae) sont de petites mouches foncées (22.59), fréquemment des genres *Bradysia* et *Corynoptera*. Les adultes mesurent 2 à 3 mm de longueur. On peut les prendre à tort pour des Ephyridae ou des Psychodidae (22T2) qui sont tous deux communs, mais non nuisibles en serre, ou pour des adultes de l'*Aphidoletes* qui sont des agents de lutte biologique contre les pucerons (voir puceron du melon). Les larves de sciarides mesurent 4 à 5 mm de longueur, sont apodes, blanches ou presque transparentes et ont une tête noire et proéminente (22.59). Les oeufs sont ovoïdes et de couleur crème.

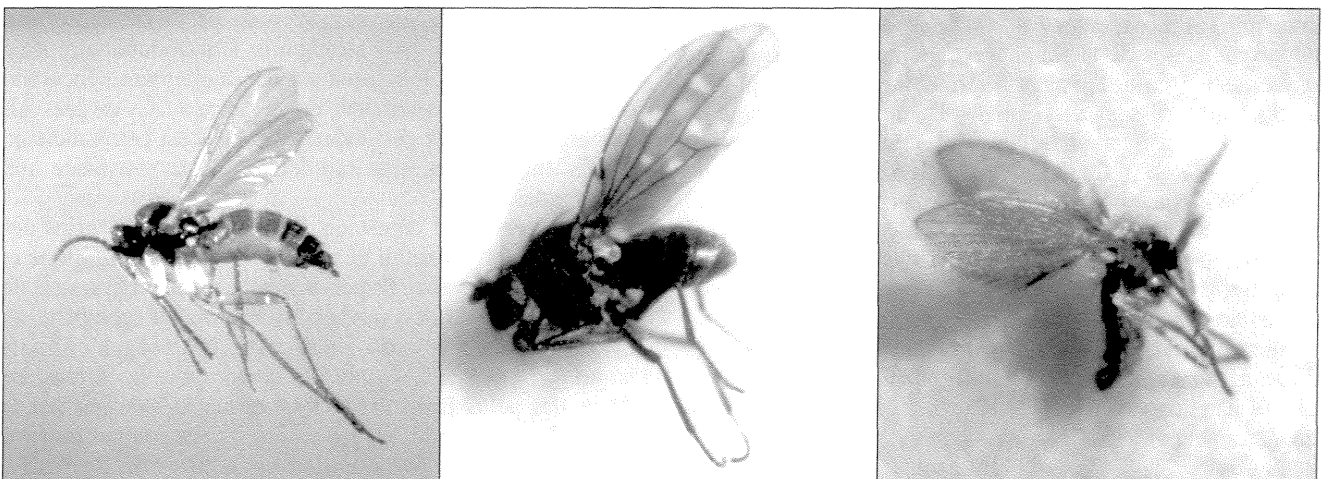
Biologie Les sciarides femelles pondent leurs oeufs un à un ou en amas de deux à dix dans les crevasses des sols humides, dans les terreaux et dans les substrats hydroponiques. Les femelles peuvent pondre 100 à 200 oeufs sur

une période de deux à quatre jours. Les oeufs éclosent au bout de deux à quatre jours et les larves mettent 14 à 16 jours pour compléter leur développement à 20°C. Elles se nourrissent de mycélium fongique, de débris, de racines et de radicelles. Elles se métamorphosent en nymphes (22.58) à la surface du sol ou légèrement en dessous. Au bout de trois à cinq jours, la nymphe s'extirpe du sol peu avant que les adultes n'émergent. Les sciarides vivent à l'extérieur et elles entrent dans les serres probablement de façon continue par les portes et les prises d'air et s'établissent là où elles trouvent des aires de ponte qui leur conviennent.

Moyens de lutte Dépistage — Il n'existe pas de seuil d'intervention défini pour les sciarides. Le seuil d'intervention varie d'un producteur à l'autre. Lorsqu'on observe des signes de dommages dans la serre, tels que le flétrissement des plantes en après-midi concurremment à la présence d'un grand nombre de sciarides autour de la base des plantes et de larves dans le substrat de culture, on doit alors entreprendre immédiatement des mesures de lutte. De plus, lorsque des pièges collants jaunes (voir aleurode des serres) se couvrent de sciarides adultes en dedans de sept jours, des traitements s'avèrent nécessaires.

Pratiques culturales — Les producteurs doivent éviter les arrosages trop abondants, car l'humidité favorise les infestations. Il faut éliminer les déchets végétaux et prendre en tout temps les mesures prophylactiques appropriées.

Lutte biologique — Lorsqu'une infestation survient dans une serre où on utilise des agents de lutte biologique contre d'autres ravageurs, on devrait autant que possible recourir aussi à l'utilisation d'agents de lutte biologique contre les sciarides. Il existe divers agents de lutte biologique à cette fin. Un nématode entomophage, l'*Heterorhabditis* sp., est efficace contre les larves de sciaride. Cependant, ce nématode ne se reproduit pas dans le corps de la larve de la sciaride et il faut le réintroduire chaque fois que les populations de sciarides réapparaissent. Au Canada, on trouve aussi dans le commerce un prédateur acarien, une espèce de *Hypoaspis* (syn. *Geolaelaps*) (22.60). Lorsqu'il est utilisé en début de saison, il réduit efficacement les pullulations de



22T2 Sciaride (à gauche), éphydre (au centre) et psychode (à droite); comparez les ailes, la forme du corps et la longueur des pattes; adultes, longueur 2 à 3 mm.

sciarides. Afin d'assurer une lutte efficace, on doit introduire les acariens à raison de 50 individus par plante lors du repiquage.

Lutte chimique — On élimine aussi les larves et les adultes de sciarides à l'aide de pulvérisations et d'abreuvements d'insecticides à la surface des substrats de culture. On ne trouve pas dans la littérature de cas de résistance aux insecticides, mais on soupçonne qu'elle peut s'être manifestée à quelques reprises.

Références bibliographiques

- Gardiner, R.B., W.R. Jarvis et J.L. Shipp. 1990. Ingestion of *Pythium* spp. by larvae of the fungus gnat *Bradysia impatiens* (Diptera: Sciaridae). *Ann. Appl. Biol.* 116:205-212.
- Gillespie, D.R., et D.M.J. Quiring. 1990. Biological control of fungus gnats, *Bradysia* spp. (Diptera: Sciaridae), and western flower thrips, *Frankliniella occidentalis* (Pergande) (Thysanoptera: Thripidae), in greenhouses using a soil-dwelling predatory mite, *Geolaelaps* sp. nr. *aculeifer* (Canestrini) (Acari: Laelapidae). *Can. Entomol.* 122:975-983.
- Jarvis, W.R., J.L. Shipp et R.B. Gardiner. 1993. Transmission of *Pythium aphanadermatum* to greenhouse cucumber by the fungus gnat *Bradysia impatiens* (Diptera: Sciaridae). *Ann. Appl. Biol.* 122: 23-29.
- 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.R. Gillespie)

► Thrips des petits fruits Fig. 22.67 à 22.75; 25.63

Frankliniella occidentalis (Pergande)

Le thrips des petits fruits est un ravageur important du concombre de serre au Canada. Il est largement répandu dans toute l'industrie de la serriculture et on le trouve partout où l'on fait la culture du concombre de serre, de la Colombie-Britannique à la Nouvelle-Écosse.

La gamme d'hôtes du thrips des petits fruits est très vaste et comprend plusieurs légumes de plein champ et de serre, des plantes ornementales, des mauvaises herbes, des petits fruits et des arbres fruitiers.

Dommages Les larves et les adultes du thrips des petits fruits se nourrissent en perçant la surface des feuilles à l'aide de leurs pièces buccales et en suçant les sucres cellulaires exsudés par la plante. Ces blessures provoquent l'apparition de stries blanc argenté ou de mouchetures sur les feuilles et les inflorescences, accompagnées de mouchetures noires de matières fécales (déjections) (22.67). Les dommages importants infligés aux feuilles par les thrips réduisent la capacité photosynthétique de la plante, ce qui entraîne une baisse de rendement. Des dommages d'alimentation causés par les insectes apparaissent aussi sur les fruits et ont la forme de mouchetures et de stries semblables à celles qu'ils font sur les feuilles (22.68). Ce thrips cause aussi de graves déformations ou l'enroulement des concombres (22.69) et les déprécie. Les dommages de thrips peuvent survenir à n'importe quel moment pendant la saison de croissance; en Alberta et en Colombie-Britannique, les problèmes les plus graves surviennent en mai et juin. En Ontario, l'impact des thrips est particulièrement important en juillet et en août, alors que les dommages aux feuilles et aux fruits, ainsi que les dommages causés par l'application trop fréquente de pesticides provoquent une importante diminution du rendement et de la qualité des fruits.

Le thrips des petits fruits est un vecteur du virus de la maladie bronzée de la tomate pour le poivron et la tomate.

Identification Au Canada, les thrips du genre *Frankliniella* se distinguent des thrips des autres genres par leurs antennes à huit segments, leurs soies bien développées sur la partie antérieure du thorax (prothorax) (une longue paire située antérieurement et de plus courtes mi-latéralement) et deux veines longitudinales portant deux rangs de soies sur les ailes antérieures.

L'adulte (22.73 et 25.64) du thrips des petits fruits (Thripidae) est ailé et mesure 1 à 2 mm de longueur; les femelles ont la tête et le thorax brun paille et l'abdomen d'un brun plus foncé. À cause de sa petite taille, de la variation de la coloration et de l'existence d'espèces semblables, il est impossible d'identifier, à l'oeil nu, ce thrips à l'espèce avec certitude.

Dans les serres, on peut confondre le thrips des petits fruits et le thrips de l'oignon (*Thrips tabaci*) qui est habituellement uniformément brun. Cependant, l'adulte du thrips des petits fruits a deux segments antennaires réduits (annuli) à l'extrémité des antennes et une paire de soies dorso-antérieures sur le prothorax, alors que le thrips de l'oignon adulte n'a qu'un annulus antennaire terminal et n'a pas de soies prothoraciques dorso-antérieures. Il est impossible d'identifier à l'espèce les stades immatures (22.71 et 22.72) de ces thrips ou d'autres espèces de thrips.

Biologie Les femelles adultes du thrips des petits fruits vivent jusqu'à 30 jours et pondent 2 à 10 oeufs par jour. Les oeufs sont insérés individuellement dans la plante sur les feuilles, les tiges et les fleurs et éclosent au bout de trois à six jours. Il y a deux stades larvaires qui se nourrissent et se développent sur les feuilles et les fleurs. Au bout de six à neuf jours, la larve mature du second stade tombe sur le sol et commence ses stades pronympe et nymphe. La nymphe ne se nourrit pas pendant que les ailes et les autres structures adultes se forment. Les adultes émergent au bout de cinq à sept jours et volent vers les plantes-hôtes où ils se nourrissent, s'accouplent et pondent. Le développement de l'oeuf à l'adulte se déroule en 15 jours environ à 25°C. Des températures supérieures à 25°C et de faibles taux d'humidité sont des conditions optimales pour le développement et la longévité du thrips des petits fruits et favorisent les infestations. L'adulte vole plutôt mal et, dans la plupart des cas, il a tendance à sauter et courir plutôt que voler; malgré cela, les thrips adultes peuvent se disperser dans la serre en volant. Ils sont transportés par les courants atmosphériques et entrent dans les serres par les prises d'air et les portes. Les thrips, à tous les stades de leur développement, peuvent se propager d'une serre à l'autre par le déplacement de plantes, de sol et d'outils infestés et sur les vêtements des ouvriers.

Moyens de lutte On peut combattre efficacement les thrips des petits fruits au moyen de pratiques culturales appropriées et de la lutte biologique. L'introduction répétée d'agents de lutte biologique est habituellement nécessaire et le ravageur et le prédateur doivent être suivis de près. Le recours répété à des pesticides chimiques est peu judicieux, car les thrips acquièrent rapidement de la résistance aux insecticides.

Dépistage — Le dépistage des populations de thrips des petits fruits est essentiel au succès de la lutte biologique et consiste en plusieurs étapes distinctes. Un programme de détection précoce doit être établi à partir du repiquage ou même avant. Pour cela, on répartit des pièges collants jaunes ou bleus (22.70) uniformément dans la culture. Le thrips des petits fruits est plus attiré par le bleu que par le jaune, de sorte que les pièges collants bleus sont préférables pour le dépistage des populations adultes de thrips. La détection précoce fournit des informations suffisantes sur la présence de thrips.

Une fois la lutte biologique engagée, les prédateurs et les thrips doivent être suivis en vérifiant au moins 25 feuilles par 2000 m² à chaque semaine; on peut faire appel à des services privés de dépistage s'ils existent. On ne doit pas retrouver plus de 10 larves de thrips par feuille. Les prédateurs doivent être distribués uniformément dans la serre. Une fois les prédateurs établis, on peut s'attendre à ce que les populations de thrips diminuent ou demeurent stables. L'échec de l'établissement des prédateurs peut indiquer la faiblesse des prédateurs ou la présence de résidus de pesticides sur la culture ou sur les structures de la serre.

Il est préférable de maintenir en place les pièges collants bleus ou jaunes afin de garder l'oeil sur les mouvements des populations et détecter l'immigration d'adultes, en juin et en août, surtout après la récolte du foin dans les champs avoisinants.

Pratiques culturales — Il existe sur le marché des rubans collants bleus ou jaunes qui peuvent être utilisés pour le piégeage en masse aussi bien que pour le dépistage, mais d'autres pratiques culturales sont aussi efficaces pour prévenir les infestations. Par exemple, au début de la saison de croissance, stériliser le sol à la vapeur afin de tuer les larves de thrips; recouvrir les prises d'air de la serre au moyen d'un moustiquaire à mailles fines afin de prévenir l'entrée de thrips provenant de l'extérieur; éliminer les mauvaises herbes autour de la serre; et ne pas planter de plantes ornementales à proximité des serres. Enfin, dans les serres de concombres on doit éviter d'apporter toute autre plante, comme des plantes ornementales.

Si des thrips sont présents à la fin de la saison de croissance, la culture infestée doit être traitée au moyen d'un insecticide approprié, de préférence un fumigène, avant l'arrachage des plantes. Ensuite, il faut enlever et détruire tous les végétaux afin d'empêcher une nouvelle infestation. On chauffe la serre pendant au moins deux jours afin d'éliminer tous les thrips qui s'y trouvent encore. Cela est particulièrement important entre les cultures du printemps et de l'automne. Pendant l'hiver, les températures sous le point de congélation dans la serre ne tuent pas les thrips des petits fruits, mais le maintien du chauffage dans la serre pendant deux jours ou plus sans plantes est une méthode de lutte efficace.

Lutte biologique — Il existe sur le marché plusieurs agents de lutte biologique contre le thrips des petits fruits. Ils doivent être libérés aussitôt qu'un thrips ou que des dommages de thrips sont observés dans la serre. Au nombre de ces agents de lutte biologique, on compte les prédateurs acariens *Amblyseius* (syn. *Neoseiulus*) *cucumeris* Oudemans et *Amblyseius* (syn. *Neoseiulus*) *barkeri* Schuster et Pritchard.

L'*Amblyseius cucumeris* (22.74) est l'acarien le plus couramment utilisé sur le concombre dans la lutte contre le thrips des petits fruits pour ramener les populations sous le seuil de nuisibilité. On introduit parfois cet acarien au moment du repiquage. Normalement il est sensible à la photopériode et ne pond pas quand les journées sont courtes, soit de la fin septembre à la fin février, à moins que la température de la serre ne demeure égale ou supérieure à 21°C. Une souche sans diapause est maintenant disponible sur le marché et remplace la souche avec diapause répon-

dant aux jours courts. Les lâchers se font à raison de 50 à 100 acariens par plante, à une à deux semaines d'intervalle, jusqu'à ce qu'approximativement 75 % des feuilles portent des acariens ou jusqu'à ce que chaque feuille qui porte un thrips porte aussi un acarien prédateur. Si plus de 10 % des feuilles ont un thrips adulte, ou si plus de 25 % ont des larves de thrips, alors la population de thrips est trop élevée et dans ce cas les producteurs doivent appliquer un insecticide non résiduel et attendre au moins deux semaines, selon l'insecticide, avant de relâcher à nouveau des acariens prédateurs.

Un acarien prédateur tellurique du genre *Hypoaspis* (syn. *Geolaelaps*) (22.60), vendu comme agent de lutte biologique contre les sciarides et appliqué sur le sol ou sur le substrat de culture, fait aussi la prédation du thrips des petits fruits aux stades pronymph et nymphe et en réduit l'émergence d'environ 40 à 60 %. Ce taux de prédation n'est pas suffisant pour réduire les populations de ravageurs, mais cette espèce d'acarien peut contribuer au succès global d'un programme de lutte biologique contre le thrips des petits fruits.

Les punaises des fleurs *Orius tristicolor* (White) (22.75) et *O. insidiosus* (Say), prédateurs anthocorides, sont aussi des agents efficaces dans la lutte biologique contre le thrips des petits fruits et sont disponibles sur le marché. Les lâchers dans les serres, à raison d'une punaise par une à deux plantes sur une période de plusieurs semaines, réduisent les populations en quatre à six semaines après le traitement. Ces punaises sont efficaces de mars jusqu'à la fin de la saison de croissance.

Lutte chimique — La lutte chimique contre le thrips des petits fruits est difficile parce que les adultes et les larves se nourrissent dans les interstices des inflorescences et des fruits et sur la face inférieure des feuilles; ils ne sont donc pas atteints par les pulvérisations insecticides. De plus, le thrips des petits fruits est en voie de devenir résistant à tous les insecticides homologués pour les cultures de concombres au Canada et il semble acquérir très rapidement une résistance aux nouveaux produits. Néanmoins, les traitements chimiques peuvent être nécessaires vers la fin de la saison de croissance.

L'utilisation de pyréthrianoïdes n'est pas compatible avec celle de prédateurs acariens ou d'agents de lutte biologique. De plus, le soufre en poudre utilisé contre l'oïdium peut interférer avec le succès des prédateurs acariens. En Alberta, des pulvérisations de soufre aux taux spécifiés par le fabricant ont eu peu d'effets.

Lorsqu'on utilise des pesticides, plusieurs applications sont nécessaires. Elles doivent être faites à intervalles de quatre jours afin de détruire adéquatement les adultes et les larves.

Références bibliographiques

- Gillespie, D.R. 1989. Biological control of thrips (Thysanoptera: Thripidae) on greenhouse cucumber by *Amblyseius cucumeris*. *Entomophaga* 34:185-192.
- Gillespie, D.R., et D.M.J. Quiring. 1990. Biological control of fungus gnats, *Bradysia* spp. (Diptera: Sciaridae), and western flower thrips, *Frankliniella occidentalis* (Pergande) (Thysanoptera: Thripidae), in greenhouses using a soil-dwelling predatory mite, *Geolaelaps* sp. nr. *aculeifer* (Canestrini) (Acari: Laelapidae). *Can. Entomol.* 122:975-983.
- Steiner, M.Y. 1990. Determining population characteristics and sampling procedures for the western flower thrips (Thysanoptera: Thripidae) and

the predatory mite *Amblyseius cucumeris* (Acari: Phytoseiidae) on greenhouse cucumber. *Environ. Entomol.* 19:1605-1613.

Tellier, A.J., et M.Y. Steiner. 1990. Control of the western flower thrips, *Frankliniella occidentalis* (Pergande), with a native predator *Orius tristicolor* (White) in greenhouse cucumbers and peppers in Alberta, Canada. *IOBC WPRS Bull./Bull. OILB SROP* 13(5):209-211.

(Texte original de D.R. Gillespie et J.L. Shipp)

► Autres insectes

Fig. 22.76 à 22.79; 9.28

Chenilles

Chrysomèles du concombre

Chrysomèle maculée du concombre *Diabrotica undecimpunctata howardi* Barber

Chrysomèle rayée du concombre *Acalymma vittatum* (Fabricius)

Mineuses

Mineuse du chrysanthème *Liriomyza trifolii* (Burgess)

Mineuse maraîchère *Liriomyza sativae* Blanchard

Punaises des plantes *Lygus* spp.

Thrips de l'oignon *Thrips tabaci* Lindeman

On trouve les insectes ravageurs ci-haut nommés de façon sporadique sur les cultures de concombres de serre un peu partout au Canada.

Des **chenilles** de diverses espèces peuvent causer une certaine défoliation des cultures de concombre de serre. Les chenilles ou les papillons nocturnes envahissent la serre en provenance de l'extérieur et ne sont habituellement que des ravageurs occasionnels. Parfois, ces chenilles peuvent être un problème sérieux dans les serres isolées (voir Tomate de serre). À part l'installation de moustiquaires sur les prises d'air, l'application de l'insecticide microbien *Bacillus thuringiensis* Berliner est la méthode de lutte recommandée contre ces ravageurs.

Chrysomèles du concombre La présence de la chrysomèle maculée du concombre et de la chrysomèle rayée du concombre (9.28) peut parfois avoir des répercussions importantes sur les cultures de concombres de serre, car les chrysomèles adultes sont des vecteurs efficaces du flétrissement bactérien. La chrysomèle rayée du concombre est le vecteur le plus dangereux des deux espèces (voir Cucurbitacées). Les chrysomèles adultes hivernent dans les mauvaises herbes et les débris et deviennent actives au début du printemps. La maladie peut être transmise à la culture à n'importe quel moment, mais habituellement les chrysomèles ne migrent pas dans les serres avant le début ou le milieu de l'été. La meilleure stratégie de lutte contre les chrysomèles du concombre sur le concombre de serre est l'adoption de mesures comme la pose de moustiquaires sur les prises d'air et le maintien d'une zone exempte de mauvaises herbes et de débris autour de la serre. Les pesticides peuvent être utilisés, mais doivent être appliqués au moins une fois par semaine, et ils peuvent causer des dommages aux plantes et des pertes de rendement. Il n'existe pas d'agents de lutte biologique contre les chrysomèles du concombre.

Mineuses La mineuse du chrysanthème (22.76 et 22.77) et la mineuse maraîchère se trouvent sporadiquement sur les cultures de concombres de serre (voir Tomate de serre). La mineuse du chrysanthème ne pose habituellement un problème que là où on fait la culture du concombre de serre

à proximité de serres de fleurs, surtout de chrysanthèmes. La mineuse maraîchère n'a pas encore été signalée comme problème dans les cultures de concombres de serre en Colombie-Britannique et en Alberta, mais elle est plus nuisible que la mineuse du chrysanthème en Ontario. Des mesures de lutte doivent être mises en place aussitôt qu'une mineuse est détectée dans la culture parce que leur nombre peut augmenter rapidement. Les infestations peuvent être maîtrisées en enlevant les feuilles minées des plantes infestées. On trouve sur le marché des guêpes parasites pour la lutte biologique contre les mineuses (voir Tomate de serre). On peut aussi éliminer les mineuses adultes au moyen d'insecticides; cependant les populations de mineuses sont habituellement résistantes.

Punaises des plantes Les punaises des plantes, en particulier diverses espèces de *Lygus* (Miridae), ont récemment commencé à poser un problème dans les cultures de concombres de serre. Les renseignements sur leur biologie et les méthodes de lutte sont limités. Les adultes et les larves sont des punaises brunes à vertes (22.79), relativement grandes. Aux températures de serre, elles sont très actives. Les adultes et les larves sont des insectes suceurs qui se nourrissent de la sève des tiges, surtout près du bourgeon apical de la plante. Les dommages que causent les insectes lorsqu'ils se nourrissent peuvent éventuellement tuer le bourgeon apical; cependant, la plante peut générer de nouveaux bourgeons à partir des rameaux latéraux. Ce phénomène ralentit la croissance et peut entraîner des pertes de rendement substantielles. Les fleurs et les jeunes fruits peuvent aussi avorter, ou être déformés, et affecter ainsi la qualité et le rendement. Les punaises migrent dans la serre à la fin de l'été et deviennent des nuisances sur les productions automnales. On a signalé la présence de punaises ayant hiverné dans les serres et se trouvant sur les plants au début du printemps. On recommande actuellement l'utilisation de traitements insecticides dans la lutte contre les punaises.

Thrips de l'oignon (voir Oignon; voir aussi Tomate de serre) Avant 1985 environ, le thrips de l'oignon (22.78) était le seul thrips nuisible du concombre de serre. Depuis, bien qu'il demeure relativement commun sur le concombre de serre dans toutes les régions du Canada, il a été éclipsé par le thrips des petits fruits. Le thrips de l'oignon tend à être confiné aux strates inférieures des cultures de concombres. Il est moins commun sur les fleurs et ne semble pas intervenir dans l'enroulement des fruits ou causer de dommages directs en se nourrissant sur le fruit. Il est relativement facile à éliminer avec divers insecticides. Les agents de lutte biologique contre le thrips des petits fruits et les scaricides sont aussi efficaces contre le thrips de l'oignon.

(Texte original de D.R. Gillespie et J.L. Shipp)

ACARIENS

► Tétranyque à deux points

Fig. 22.80 à 22.86; 22T3

Tetranychus urticae Koch

On trouve le tétranyque à deux points partout dans le sud du Canada sur diverses cultures, y compris les arbres fruitiers, les légumes, les plantes ornementales, les grandes cultures, les cucurbitacées et les petits fruits. Dans les serres, le milieu chaud et sec favorise sa multiplication dans les strates supérieures de la culture, du milieu jusqu'à la fin de l'été.

Le tétranyque a une vaste gamme d'hôtes, mais préfère le concombre de serre. Le mouron (*Stellaria* spp.) est un hôte secondaire important en serre.

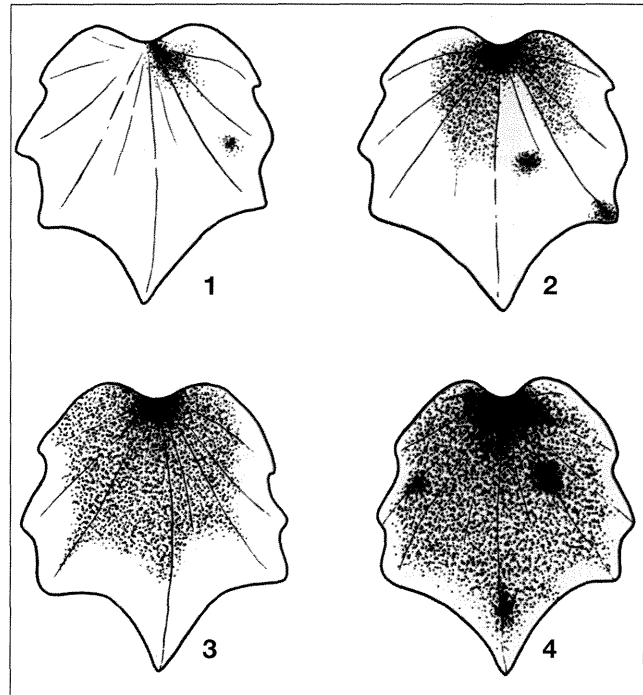
Dommmages Le tétranyque à deux points est un ravageur important du concombre de serre. Les infestations causent des pertes modérées à élevées et, dans les cas extrêmes, peuvent détruire la culture. Les tétranyques perforent les cellules des feuilles, ce qui engendre de petites lésions mouchetées, jaunes ou blanches, qui s'unissent et entraînent la mort de la feuille lorsqu'elles sont nombreuses. Les infestations primaires peuvent se situer n'importe où sur la plante, mais on les trouve habituellement à la face inférieure des feuilles. À mesure que les populations augmentent, on note souvent des dommages plus importants sur le feuillage des strates supérieures du couvert végétal parce que les femelles adultes ont tendance à se déplacer vers le haut des plantes et que le cycle vital est plus court à des températures plus élevées.

Les dommages que causent les tétranyques (22.80 à 22.82) se distinguent de ceux des thrips par la présence de fines toiles à la face inférieure des feuilles (22.82) et/ou d'un lustre argenté sur les surfaces endommagées (22.81 et 22.82) et par l'absence de matières fécales (déjections).

Identification L'adulte du tétranyque à deux points (Tetranychidae) mesure 0,5 mm de longueur et est visible à l'œil nu. Pendant la saison de croissance, il est d'un vert jaunâtre pâle et orné de deux taches foncées, en parfaite symétrie bilatérale, une de chaque côté du corps (22.84). Les adultes hivernants sont orange vif (22.85) et ornés de deux taches sombres. Les oeufs sont petits, sphériques et blancs et mesurent 0,14 mm de diamètre. La larve est petite, blanche et munie de trois paires de pattes. Les stades plus avancés ont quatre paires de pattes (22.84 et 22.85).

Biologie Les tétranyques à deux points passent par cinq stades de développement : oeuf, larve, protolarve, deutolarve et adulte. Les femelles adultes pondent approximativement 100 oeufs à la face inférieure de la feuille. Le taux de ponte est affecté par l'humidité relative. À 20°C et à un taux d'humidité relative de 36 %, les femelles pondent en moyenne sept à huit oeufs par jour; à un taux d'humidité relative de 95 %, ce nombre est réduit à environ cinq oeufs par jour. La durée du développement, de l'oeuf à l'adulte, est inversement proportionnelle à la température : 3,5 jours à 32°C, 14,5 jours à 21°C et 21 jours à 18°C. Le tétranyque à deux points est très mobile lorsqu'il se propage dans une culture. Il se développe habituellement sur la feuille où l'oeuf a été pondu. Le tétranyque se confine à la plante infestée aussi longtemps que la nourriture y est adéquate. Une fois la plante morte ou lorsque la population de tétranyques est très élevée, les tétranyques s'agrègent au sommet de la plante ou à la pointe des feuilles et se laissent pendre par de denses filaments soyeux. Ces filaments soyeux et les tétranyques qui s'y trouvent sont facilement disséminés en adhérant aux ouvriers et aux outils.

Pendant un certain temps, les femelles cessent de s'ali-



22T3 Tétranyque à deux points; indices (1 à 4) de dommages foliaires chez le concombre de serre. Tiré de *Biological Pest Control – The Glasshouse Experience*, N.W. Hussey & N.E.A. Scopes, eds. Copyright © 1985 par N.W. Hussey & N.E.A. Scopes. Reproduit avec la permission de l'éditeur, Cornell University Press.

menter (diapause); cet état est induit par le raccourcissement des jours et influencé par la baisse des températures et la réduction de la qualité nutritive de la plante-hôte. Lorsque les journées raccourcissent, les femelles, habituellement d'un vert jaunâtre pâle, virent à l'orange vif (22.83), cessent de se nourrir et de pondre et quittent les plantes pour des crevasses sombres dans lesquelles elles hiverneront. Une photopériode de moins de 13 heures induit ce comportement. Les températures basses, provoquées par l'arrêt du chauffage de la serre, et des végétaux sénescents comme unique source de nourriture favorisent l'induction de la diapause. Des températures élevées et des plantes succulentes en pleine croissance retardent l'induction de la diapause. Une période de gel est requise pour mettre fin à la diapause. Les températures chaudes induisent les femelles à sortir de leurs sites d'hivernage et à se mettre à la recherche de nouvelles plantes-hôtes. Habituellement, les femelles hivernantes commencent à émerger lorsqu'on remet le chauffage en marche dans la serre et sont la source habituelle des infestations au début du printemps.

Moyens de lutte On peut combattre efficacement le tétranyque à deux points en utilisant une combinaison de pratiques culturales et de lutte biologique.

Dépistage — Les infestations de tétranyques à deux points dans une culture sont détectées par l'examen routinier des feuilles. Aussitôt que des tétranyques ou leurs

dommages sont observés, il faut introduire des acariens prédateurs à un taux approprié. Un système de notation de dommages a été conçu en Grande-Bretagne. Le succès de la lutte nécessite que seulement quelques feuilles dans la serre se retrouvent dans les indices de dommages 1 et 2 (22T3); de plus, l'indice moyen de dommages doit être bien inférieur à 1. Des pertes importantes dans la culture surviennent à un indice moyen de dommages de 1,9 et des pertes de 40 % peuvent être anticipées après cinq semaines si l'indice de dommages est de 2,5. Les producteurs qui utilisent des acariens prédateurs pour lutter contre les tétranyques tolèrent fréquemment des zones restreintes présentant des dommages élevés, surtout si les prédateurs sont en grand nombre, parce que l'infestation est habituellement réprimée rapidement.

Pratiques culturales — Le recours aux mesures prophylactiques est l'une des pratiques les plus importantes pour prévenir les infestations de tétranyques à deux points dans les serres. Les mauvaises herbes doivent être éliminées aux alentours de la serre, et une zone de 3 m de largeur, exempte de mauvaises herbes, doit être maintenue autour du périmètre de la serre. La circulation des outils, des ouvriers et des végétaux des zones infestées vers les zones non infestées doit être restreinte. Si des tétranyques sont présents sur la culture à la fin de la saison, la culture doit être traitée avec un fumigène acaricide avant d'être arrachée. Il faut enlever et détruire tous les déchets de culture afin de prévenir une nouvelle infestation de la serre. Il faut porter une attention particulière aux infestations de tétranyques à la fin de la saison. Les méthodes de lutte à ce moment réduiront le nombre de tétranyques hivernants qui pourraient infester la serre au printemps suivant.

Lutte biologique — L'acarien *Phytoseiulus persimilis* Athias-Henriot (22.86) est un agent de lutte biologique efficace contre le tétranyque à deux points et est couramment utilisé partout au Canada où l'on cultive le concombre de serre. Pour avoir du succès, il faut introduire l'acarien prédateur lorsque la population de proies est faible. Les acariens sont introduits sur de jeunes plantes à raison d'un prédateur par plante; de plus, des introductions hebdomadaires à raison d'un prédateur par feuille infestée doivent être effectuées jusqu'à ce que les prédateurs soient présents sur chacune des feuilles infestées. Sur les plantes plus avancées, on effectue des introductions hebdomadaires ou mensuelles, à raison de 10 prédateurs par plante, ainsi que 10 prédateurs supplémentaires par feuille infestée. Une distribution uniforme des prédateurs est importante pour obtenir la diminution prévue des populations dans les cinq

semaines qui suivent la première introduction. Le fenbutatine-oxide est un acaricide qui n'est pas nuisible aux acariens prédateurs.

La survie et la reproduction des acariens prédateurs déclinent lorsque l'atmosphère de la serre est chaude et sèche. Normalement, il réalise son cycle vital en une semaine, alors que le tétranyque met deux semaines pour compléter le sien. Ainsi, le nombre d'acariens prédateurs peut augmenter jusqu'à surpasser celui des tétranyques qui sont alors éliminés de la serre. On doit surveiller de près la réapparition des tétranyques et réintroduire des prédateurs acariens si nécessaire.

Lutte chimique — On peut réprimer les infestations de tétranyques à deux points à l'aide d'acaricides, mais il est important de traiter les populations lorsque les tétranyques sont peu nombreux. Pour qu'un traitement chimique soit efficace, toutes les surfaces foliaires doivent être couvertes de pesticide. Si des infestations modérées à fortes et localisées surviennent après des périodes de temps chaud et sec, alors un acaricide peut être utilisé avant la réintroduction des prédateurs.

Le tétranyque à deux points a acquis une forte résistance à la plupart des acaricides. La résistance varie d'une région à l'autre et d'une serre à l'autre. Le choix d'un acaricide doit être déterminé cas par cas.

Références bibliographiques

Helle, W., et M.W. Sabelis, eds. 1985. *Spider Mites. Their Biology, Natural Enemies and Control. World Crop Pests. Vol. 1B.* Elsevier, New York. 458 pp.

(Texte original de J.L. Shipp et D.R. Gillespie)

AUTRES RÉFÉRENCES

- Bernhardt, E., J. Dodson et J. Watterson. 1988. *Cucurbit Diseases: A Practical Guide for Seedsmen, Growers and Agricultural Advisors.* Petoseed Co. Inc., Saticoy, Californie. 48 pp.
- Fletcher, J.T. 1984. *Diseases of Greenhouse Plants.* Longman Group Ltd., New York. 351 pp.
- Hussey, N.W., et N.E.A. Scopes, eds. 1985. *Biological Pest Control — The Glasshouse Experience.* Cornell University Press, Ithaca, New York. 240 pp.
- Jarvis, W.R. 1992. *Managing Diseases in Greenhouse Crops.* APS Press, St. Paul, Minnesota. 280 pp.
- Jarvis, W.R. 1992. *Maladies du concombre.* Agric. Can. Publ. 1684/F. 53 pp.
- Shipp, J.L., G.J. Boland et L.A. Shaw. 1991. Integrated pest management of disease and arthropod pests of greenhouse vegetable crops in Ontario: current status and future possibilities. *Can. J. Plant Sci.* 71:887-914.
- Steiner, M.Y., et D.P. Elliott. 1987. *Biological Pest Management for Interior Landscapes.* Alberta Environmental Centre, Vegreville, Alberta. 30 pp.
- Sutton, A., ed. 1991. *Cucurbits.* Ciba-Geigy, Basel, Suisse. 63 pp.