

Taches foliaires de l'hémérocalle



Domages d'*A. microstictum* sur *Hemerocallis* sp.

Présentation

Nom latin : *Aureobasidium microstictum* (Bubák) W.B. Cooke 1962

Synonymes : *Kabatiella microsticta* Bubák (1907) (*basionyme*), *Collecephalus hemerocalli*, *Gloecephalus hemerocalli*

Nom français de la maladie : Taches foliaires de l'hémérocalle, Kabatiellose de l'hémérocalle

Noms anglais de la maladie : *Leaf streak fungus*, *Daylilly leaf streak*

Les taches foliaires de l'hémérocalle sont causées par un agent pathogène fongique, *Aureobasidium microstictum*. La nomenclature associée à cet agent pathogène a subi de nombreuses reclassifications depuis la première identification officielle en 1907. *A. microstictum* est une levure noire, terme qui fait référence à des champignons qui se développent à la fois sous forme filamenteuse et sous forme unicellulaire.

A. microstictum est omniprésent dans l'environnement grâce à son caractère polyphage. Il peut se comporter comme un parasite ou se nourrir de matière organique en décomposition. Il peut également se développer à l'intérieur et à la surface d'une plante hôte sans nécessairement causer de dommages. Seules les fleurs ne semblent pas être un environnement favorable au développement du champignon. Les levures noires sont en général très résistantes aux stress environnementaux en partie grâce à leur capacité de produire de la mélanine en conditions défavorables.

Quels sont les hôtes des taches foliaires de l'hémérocalle?

Hôtes principaux

A. microstictum est identifiable en production par les lésions foliaires qu'il cause principalement sur des monocotylédones. Les hémérocalle sont les hôtes les plus connus de ce champignon, mais il a également été observé sur des Iridacées et des Liliacées :

- *Convallaria majalis* (le muguet) : certains considèrent *Gloesporium convallariae* Allesch. (1895) comme un synonyme de *A. microstictum*, mais cette association n'est pas unanime.
- *Iris* spp. : la maladie semble être une infection secondaire chez les iris. Les iris à rhizome y sont plus sensibles que les iris à bulbe.
- *Lilium* spp. (le lis)
- *Polygonatum multiflorum* (le sceau de Salomon)

Quelle est l'importance des dommages observés ?

A. microstictum cause principalement des dommages foliaires dont l'apparence varie beaucoup selon l'intensité de l'infection, l'espèce et le cultivar atteint. Il peut affecter les feuilles jusqu'à la mort, mais ne semble pas attaquer les racines ni les fleurs. Les dommages sont d'ordre esthétique, souvent assez importants pour être problématique en production. Cette maladie est d'ailleurs une des principales maladies rencontrées dans la production d'hémérocalle au Québec. Les symptômes de la maladie peuvent apparaître tôt en saison. Ils ont été observés sur des plants de tous stades de croissance. En conditions favorables, plus de 80 % des plants peuvent présenter des signes d'infection. Aucun cultivar d'hémérocalle ne semble résistant à *A. microstictum*.



Dommages causés par *A. microstictum* apparus peu après la plantation d'*Hemerocallis* sp.

Même si la maladie ne menace pas la vie de ses plantes hôtes, les nécroses foliaires qu'elle cause diminuent notablement la valeur commerciale et, dans les pires cas, peuvent mener à une défoliation des plants. Dans les cas moins sévères, la croissance est ralentie et les dommages foliaires augmentent les besoins en main-d'œuvre nécessaire au retrait du feuillage atteint. Par conséquent, cette perte de qualité peut affecter la mise en marché au printemps parce que les plants sont invendables.

Quels sont les symptômes et éléments de diagnostic ?

Les symptômes liés à cette maladie peuvent être assez variables selon l'espèce et le cultivar de la plante affectée. La maladie ne semble pas affecter les racines ni les fleurs, même si *A. microstictum* peut être isolé dans la rhizosphère.

Symptômes observés sur les hémérocailles

Il est possible de décrire l'évolution des symptômes sur l'hémérocaille comme suit :

1. Le premier symptôme suivant l'infection est l'apparition de petites taches ovales ou elliptiques sur le feuillage. Ces taches d'aspect huileux ou gorgé d'eau ont une apparence vert foncé et luisante. Elles se développent également sur les deux faces des feuilles et de manière plutôt aléatoire.
2. Ces taches prennent une coloration jaune doré à brun rouge et s'allongent à la fois vers le haut et vers le bas, ce qui leur donne l'apparence de stries. Ce symptôme a d'ailleurs inspiré le nom anglais de la maladie (**Leaf Streak**).
3. Leur développement entraîne une fusion des taches et mène souvent à des lésions nécrotiques. Des spores et du mycélium peuvent alors devenir visibles dans les zones nécrosées. Dans certains cas, une grande partie des feuilles infectées devient nécrosée.
4. Après quelque temps, le centre de certaines taches devient grisâtre alors que leur marge reste brune.
5. Parfois, les feuilles infectées présentent également un jaunissement en bande, débutant le long de la nervure centrale de la feuille pour se répandre vers les marges. Ce symptôme est plus souvent observé au niveau des feuilles basales. Avec le développement de la maladie, un dessèchement progresse de la pointe de la feuille infectée jusqu'à la base du plant.
6. Des feuilles entières peuvent mourir en cas d'infection, mais il est rare qu'un plant soit entièrement défolié ;
7. Dans certains cas, surtout lors du débourrement, le développement des plants est lent ou anormal. Le feuillage est rachitique et tordu puis devient jaune.

Cette évolution des symptômes est similaire sur *Convallaria majalis*, mais il est rare d'observer une nécrose totale des feuilles sur cet hôte.



Taches d'apparence huileuse ou gorgée d'eau causées par *A. microstictum*.



Symptômes caractéristiques de la tache de l'hémérocaille.



Jaunissement en bandes et nécroses des feuilles d'hémérocailles infectées

Maladies et dommages à ne pas confondre avec les taches foliaires de l'hémérocalle

Un désordre des hémérocalle parfois associé à tort à *A. microstictum* est la maladie du printemps ou « **Spring Sickness** ». En 2014, *Botrytis deweyae* a été identifié comme l'agent responsable de cette maladie. Cette nouvelle espèce de *Botrytis* est similaire à *B. elliptica*, un pathogène répertorié des Liliacées. Les symptômes de la maladie sont des chloroses, des nécroses et des déformations foliaires. Ces déformations tordent le nouveau feuillage au débourrement des plants infectés qui peuvent présenter des marges et des déchirures dentelées. Cette maladie ne semblait s'attaquer qu'aux hémérocalle, mais il a récemment été isolé sur des *Polygonatum cyrtonema*.



Symptômes potentiellement causés par *Botrytis deweyae*.

Les taches foliaires de l'hémérocalle pourraient également être confondues avec la rouille de l'hémérocalle, maladie causée par *Puccinia hemerocallidis*. La rouille est identifiée par la présence de plusieurs pustules de forme ovale et de couleur jaune orangé sur les feuilles. À ce jour, la rouille de l'hémérocalle n'a jamais été observée sur le territoire québécois. Il reste que cet agent fongique est présent chez plusieurs de nos voisins, dont l'Ontario et les États-Unis.



Pustules orangées caractéristiques des infections par *Puccinia hemerocallidis*.

Les gels tardifs printaniers peuvent également causer des dommages qui s'apparentent aux taches de l'hémérocalle ainsi qu'à la maladie du printemps. Le gel cause un éclatement des cellules et la mort partielle ou totale des feuilles. Le retrait du feuillage endommagé est la seule intervention possible après l'évènement climatique.

Quel est le cycle de vie des taches foliaires de l'hémérocalles?

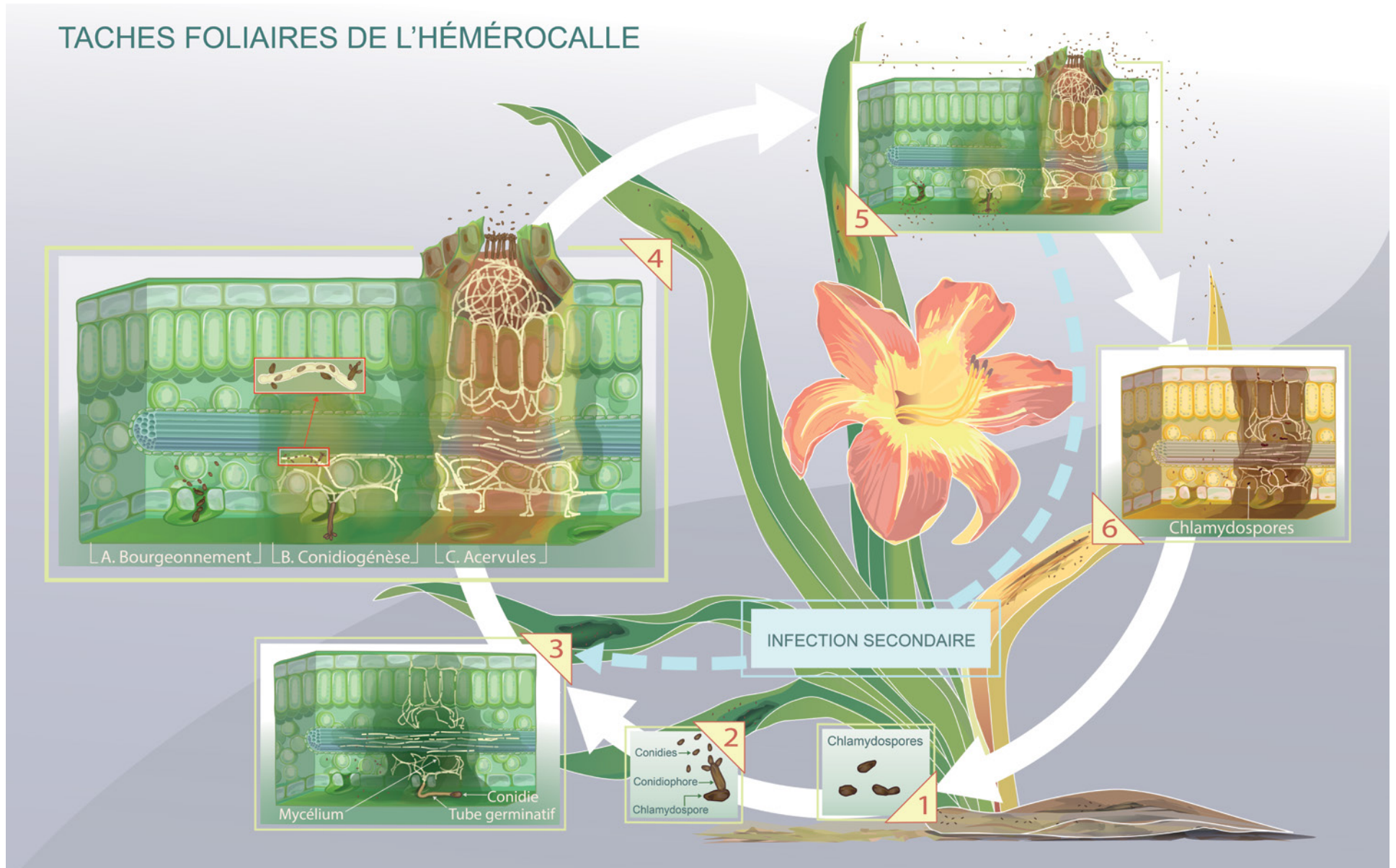
On ne connaît que le mode de reproduction asexuée d'*Aureobasidium microstictum*. Le cycle de vie présenté dans cette section correspond à celui associé à la relation phytopathologique entre le champignon et les plantes hôtes.

1. Le champignon hiverne à la surface ou à l'intérieur de résidus végétaux infectés sous forme de chlamydospores. Ces structures ressemblent aux sclérotés. Elles sont composées de plusieurs cellules, dont une couche externe mélanisée, ce qui leur donne une coloration foncée. Les chlamydospores assurent la survie du pathogène en situations défavorables comme les conditions hivernales.
2. Au printemps, les conditions d'humidité et de température deviennent favorables à la production rapide de conidiophores porteurs de conidies qui se développent sur les sclérotés. Cet événement coïncide généralement avec le débourrement des plants d'hémérocalles, ce qui explique l'apparition hâtive des premiers symptômes. Les conidies formées sont ensuite dispersées par l'eau, le vent, les manipulations et les déplacements sur la ferme jusqu'à une plante hôte sur laquelle la spore peut se développer.
3. Sur le nouveau feuillage d'un hôte, les conidies germent et pénètrent la plante par des ouvertures, naturelles ou non.
 - a. Les voies préférentielles du champignon pour pénétrer dans l'hôte sont :
 - les stomates. Ils constituent une voie d'entrée naturelle de la plante. Une fois sur la feuille d'un hôte, le tube germinatif d'une spore peut s'allonger sur la surface foliaire et entrer à l'intérieur d'un stomate, dans lequel le champignon continue son développement. Les spores peuvent aussi être transportées directement dans un stomate et y germer.
 - les blessures dites mécaniques. Elles favorisent grandement l'infection primaire. Ces portes d'entrée peuvent être causées par divers événements comme le déroulement des feuilles lors du débourrement normal des plants au printemps, l'alimentation des insectes ou les manipulations humaines.
 - et, rarement, à travers la cuticule des feuilles directement. Le succès de l'infection n'est pas dû à une spécialisation des structures de pénétration.
 - b. Une fois à l'intérieur des tissus de l'hôte, le mycélium se développe dans toute la feuille. Avec le temps, on le retrouve autant dans les cellules de l'épiderme et du mésophylle que dans le xylème des feuilles.
 - Les premiers symptômes apparaissent habituellement de 4 à 21 jours après l'infection primaire.

4. Le processus de production de conidies s'enclenche autant à l'intérieur qu'à l'extérieur de la plante hôte. D'ailleurs, *A. microstictum* est un des plus importants producteurs de conidies comparativement à d'autres espèces d'*Aureobasidium* ou de *Kabatiella*. Il produit 2,5 fois plus de conidies qu'*A. pullulans* et 7 fois plus que *K. lini*. Plusieurs méthodes de production de conidies ont été observées in vivo, ce qui pourrait expliquer la variabilité de taille des conidies. Les trois méthodes sont :
- a. Le bourgeonnement : les spores déposées sur le feuillage ou dans les stomates ne produisent pas nécessairement de mycélium, mais peuvent se multiplier par bourgeonnement. Cela augmente le nombre de conidies disséminées sans nécessiter de cellules spécialisées.
 - b. La conidiogénèse sur les hyphes : ils sont composés de cellules pouvant elles-mêmes produire entre 5 et 35 conidies chacune. Les conidies peuvent être produites autant à l'intérieur qu'à l'extérieur des hyphes ou sur des conidiophores.
 - c. La formation d'acervules :
 - Ce phénomène se produit lorsque les taux d'humidités sont élevés.
 - Les hyphes s'entrelacent dans les cellules épidermiques pour former un acervule, une structure de reproduction asexuée en forme de coupe.
 - Les acervules peuvent être formés sur les deux faces des feuilles infectées (adaxiale et abaxiale).
 - Chaque acervule permet le développement de 1 à 6 conidiophores qui portent chacun entre 20 et 35 conidies.
 - Le pathogène expose les conidiophores chargés de conidies à l'environnement extérieur, parfois simplement via les stomates, pour assurer leur dissémination. Dans les cas où l'organe de reproduction ne peut utiliser d'ouvertures naturelles, l'acervule grossit jusqu'à faire éclater l'épiderme, et le choc permet de disperser une partie des conidies dans l'environnement. Une fois exposés à l'environnement extérieur, il est parfois possible d'observer à la loupe les conidiophores, les hyphes et les conidies sous forme de filaments blancs lustrés sur les portions endommagées de la feuille.
5. La dispersion des spores permet les infections secondaires répétées pendant la saison. La maladie se développe sur les autres feuilles d'un plant infecté aussi rapidement avec ou sans blessure mécanique.
- a. En général, l'intensité de la maladie atteint son pic à la mi-juillet selon la susceptibilité des plants infectés et les conditions météorologiques. En conditions de sécheresse, la maladie est réprimée, mais le développement d'*A. microstictum* recommence dès que le taux d'humidité est suffisant.
6. À l'automne, les températures (et possiblement la photopériode) signalent au champignon de produire des chlamydospores à l'intérieur et à la surface du feuillage sénescant. Les sclérotés germeront au printemps suivant.

Cycle de vie des taches foliaires de l'hémérocalle

TACHES FOLIAIRES DE L'HÉMÉROCALLE



Autres éléments de biologie

Changement fréquent de nomenclature

Au fil du temps, ce champignon a été renommé plusieurs fois. Aujourd'hui nommé *Aureobasidium microstictum*, il a aussi été associé aux genres *Collecephalus* et *Gloecephalus*. À cause de son caractère phytopathogène, il a rapidement été associé au genre *Kabatiella*, malgré des similitudes morphologiques sur pétri avec *Aureobasidium* sp. Les analyses phylogénétiques subséquentes n'ont toutefois pas décelé de différence significativement importante avec *Aureobasidium* pour justifier une classification différente. En effet, plusieurs isolats d'une même espèce d'*Aureobasidium* peuvent présenter des variations dans leur code génétique.

Plasticité phénotypique

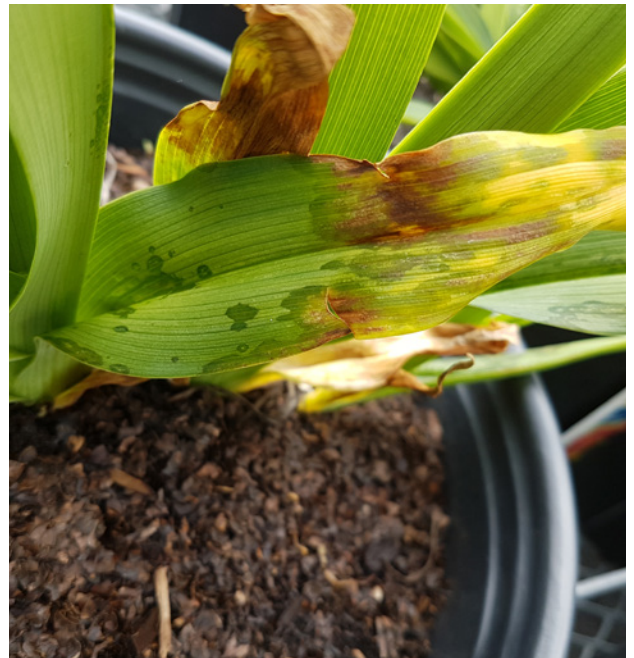
Les dommages causés par *A. microstictum* sont très variables. Pour un même cultivar d'hémérocalle, les symptômes se développent différemment selon la source du pathogène inoculé et parfois sur une même planche de culture. Il a d'ailleurs été proposé de différencier plusieurs souches d'*A. microstictum* comme il a été fait pour *Aureobasidium pullulans*, mais cette hypothèse reste à confirmer.

A. microstictum appartient à un genre reconnu pour sa grande plasticité phénotypique : son développement peut changer subitement pour favoriser une forme unicellulaire ou filamenteuse. Les mécanismes qui permettent cette adaptation restent toutefois peu connus pour ce pathogène. En laboratoire, la morphologie et le niveau de mélanisation d'une même espèce peuvent différer sous des conditions identiques.

Les levures noires

A. microstictum fait partie des levures noires, terme qui décrit un groupe de plusieurs genres fongiques. Ce regroupement est basé sur leur capacité à modifier leur morphologie et leur reproduction selon l'environnement dans lequel croissent les champignons. Les levures noires peuvent se reproduire par bourgeonnement comme les levures ou par sporulation comme les champignons supérieurs. Dans le cas d'*A. microstictum*, la formation d'acervules, structures décrites dans le cycle de vie, semblent être uniquement produits lors d'une relation phytopathogène avec une plante hôte. Sans ce parasitisme, son développement ressemble beaucoup plus à celui des levures (bourgeonnement), même si des conidiophores peuvent être observés sur pétri.

Les levures noires tiennent également leur nom de leur couleur caractéristique, causée par la synthèse de mélanine au niveau de leurs hyphes et de leurs conidies. Toutefois, la production de cette molécule n'est pas systématiquement observée chez tous les champignons inclus dans ce groupe. Par exemple, il existe des souches d'*A. pullulans* sans les gènes associés à la production de mélanine dite « blanche » même si l'espèce est considérée comme une levure noire.



Hemerocallis sp. infectée par *A. microstictum*.

Mélanisation des cellules

La mélanine est un pigment insoluble très stable et de couleur brun foncé à noir. Elle est formée par l'oxydation de composés phénoliques et son rôle principal est de protéger les organismes des stress environnementaux. Son effet protecteur a d'ailleurs permis de retrouver des chlamydospores viables d'*A. pullulans* dans l'espace intersidéral.

La synthèse de mélanine augmente la résistance des champignons à plusieurs fongicides, ce qui peut limiter l'efficacité des interventions phytosanitaires en production. Il est à noter que l'efficacité du peroxyde d'hydrogène, une matière active très perméable aux cellules, n'est pas diminuée par la présence de mélanine.

La mélanine permet également d'augmenter la résistance aux rayons UV. Le potentiel infectieux des spores mélanisées est donc plus important puisqu'elles ne sont pas détruites par une exposition au soleil lors de leur dissémination. Cette résistance aux rayons UV n'est pas surprenante quand on sait que des quantités importantes de rayons gamma sont nécessaires pour stériliser des aliments contaminés par *Aureobasidium* sp., et que cette résistance est probablement aussi attribuée à l'accumulation de mélanine dans les cellules.

Enfin, la mélanine semble également jouer directement sur la pathogénicité des agents infectieux, c'est-à-dire leur capacité de causer une maladie. En effet, les gènes associés à la production de ce pigment améliorent la capacité des hyphes à pénétrer les cellules chez plusieurs microorganismes. La différence de pathogénicité entre les isolats d'*A. microstictum* pourrait être attribuée en partie à leur production variable de mélanine. Cet impact n'a toutefois pas été confirmé chez ce pathogène comme d'autres facteurs influencent aussi le succès de l'infection. Parmi ces facteurs, l'association entre l'isolat et la plante hôte semble plus déterminante que le niveau de mélanisation du pathogène.



Domages causés par *A. microstictum* sur *Hemerocallis* sp.

Omniprésence dans l'environnement

Plusieurs espèces d'*Aureobasidium* se retrouvent dans une multitude d'environnements et de conditions diverses. *A. microstictum* a d'ailleurs été isolé dans l'air, dans l'eau, dans les sols forestiers ainsi que dans les sols cultivés. Il a également été retrouvé sur du bois en décomposition, sa croissance et son activité enzymatique étant favorisées par d'autres microorganismes capables de dégrader la lignine, composé très résistant des cellules végétales. *A. microstictum* a aussi été retrouvé dans le microbiote d'insectes et de miellat. Il est donc possible de considérer *A. microstictum* comme une espèce intégrante du microbiote des régions tempérées grâce à son caractère polyphage. *A. microstictum* peut aussi se développer dans la phyllosphère qui englobe l'ensemble des parties aériennes de plusieurs végétaux sans nécessairement leur causer de dommages. Par exemple, *A. microstictum* se trouve en grande proportion dans le microbiote des feuilles de la vigne, ainsi que celui des raisins qui n'ont pas débuté le processus de mûrissement. De plus, on retrouve surtout *A. microstictum* sur les vignes saines et vigoureuses contrairement à ce qui est observé chez les hémérocailles. Le champignon a aussi été isolé à travers le monde sur le feuillage de *Prunus avium*, sur les fruits de *Castanea sativa* et de *Malus orientalis*, et en grande proportion sur des tissus sains de *Salix* spp. au Canada. Son potentiel infectieux n'a toutefois pas été évalué sur cette dernière espèce. *A. microstictum* a également été identifié dans les rhizosphères de rosiers et de *Panicum virgatum* et aucun dommage n'a été observé sur ces deux espèces dues à la présence du champignon.

Activité enzymatique

A. microstictum n'est pas efficace pour pénétrer la feuille directement à travers la cuticule même s'il produit une quantité non négligeable de cellulases. Ces enzymes, divisées en trois groupes, sont responsables de la dégradation de la cellulose, le principal constituant de la cellule végétale.

A. microstictum ne produit que deux des trois groupes de cellulases ce qui explique le peu de cas d'infection répertoriés sans ouvertures naturelles ou artificielles. En effet, les trois groupes de cellulases agissent en synergie, c'est-à-dire que la présence d'un favorise l'autre :

1. Le premier groupe coupe aléatoirement la cellulose en chaînes de tailles différentes.
2. Le deuxième groupe coupe des sections de deux ou trois glucoses, mais seulement aux extrémités des chaînes. Son activité est favorisée par le premier groupe qui multiplie le nombre de chaînes à dégrader.
3. Le troisième groupe agit seulement sur les petites chaînes produites par le deuxième groupe.

Cependant, une fois à l'intérieur des tissus végétaux, d'autres types d'enzymes lui permettent de coloniser la feuille très rapidement par la destruction des hémicelluloses. Les hémicelluloses remplissent plusieurs fonctions dans la structure des cellules, dont la jonction des cellules végétales entre elles. *A. microstictum* constitue un des principaux producteurs de ces enzymes, lorsque comparés à d'autres levures agissant dans les mêmes gammes de températures.

Conditions favorables au développement de la maladie



Domages et nécroses foliaires causés par *A. microstictum* sur *Hemerocallis* sp.

Humidité élevée : L'établissement de l'agent phytopathogène est hautement favorisé par une humidité ambiante élevée. Ainsi, des périodes pluvieuses ou des irrigations fréquentes qui maintiennent le feuillage humide en continu favorisent la maladie.

Températures : Les températures optimales pour la croissance d'*A. microstictum* se situent entre 20 et 24 °C, mais le pathogène se développe activement entre 8 et 30 °C. Le développement du champignon est inhibé lorsque la température est inférieure à 3 °C ou supérieure à 35 °C.

La présence de blessures sur les tissus : Les blessures facilitent la pénétration du champignon à l'intérieur de la plante, mais il a été démontré qu'il pouvait aussi entrer par les stomates ou, plus rarement, directement à travers la cuticule.

Stress biotiques : Certains auteurs suggèrent que l'incidence de la maladie pourrait être reliée à la présence d'insectes herbivores qui transportent les champignons aux plantes et créent des portes d'entrée en s'alimentant. En règle générale, les infestations d'arthropodes comme les thrips, les tétranyques ou les pucerons affaiblissent le plant et le rendent plus sensible aux infections. La présence d'autres maladies peut également augmenter la pression d'*A. microstictum*.

Stress abiotiques : Pour les plantes hôtes, les grandes variations de température, les événements climatiques extrêmes, ainsi que les carences ou les excès en éléments minéraux et en eau augmentent leur sensibilité aux infections fongiques. *A. microstictum* se développe aussi bien dans des milieux pauvres en nutriments que ceux à salinité élevée. Il est donc possible de supposer qu'un sol fertilisé en excès ne diminue pas la survie des spores au sol. Il est aussi répertorié que les excès en potassium augmentent l'ouverture des stomates et favorisent l'entrée du pathogène dans la plante.

Hôtes sensibles : Certains cultivars d'hémérocailles semblent plus sensibles que d'autres à la maladie. Toutefois, deux cultures d'*A. microstictum* ne présentent pas toujours la même pathogénicité face aux cultivars d'hémérocailles comparés. Il est possible que la plasticité phénotypique de l'espèce y joue un rôle ou qu'il existe plusieurs souches pathogènes.

Éléments de dissémination de la maladie

Il est possible d'isoler *A. microstictum* dans une multitude d'environnements, il est donc difficile d'attribuer entièrement la responsabilité d'une infestation en production à une source externe. Tout de même, la maladie transportée par le vent peut franchir de longues distances sans que sa survie n'en soit affectée. D'autres vecteurs d'origine humaine ont aussi été identifiés comme moyens de dissémination entre les régions du monde :

- L'achat et le transport d'intrants végétaux infectés peuvent transporter la maladie d'un pays à l'autre. D'ailleurs, ces intrants peuvent être porteurs du champignon sans nécessairement présenter de dommages.
- Les camions qui assurent le transport interrégional peuvent également transporter le champignon.
- Certains amendements comme des fumiers peuvent être contaminés par *A. microstictum*. Leur utilisation ne cause habituellement aucun symptôme, mais ils restent une source externe de la maladie.

Une fois qu'une production présente des cas de taches foliaires de l'hémérocalle, le champignon est transporté d'un plant à l'autre par plusieurs vecteurs :

- Les principaux vecteurs abiotiques sont l'eau et l'air. L'eau propulse les spores du champignon sur les plants à proximité par les éclaboussures, généralement causées par la pluie ou l'irrigation. Les déplacements d'air par le vent ou le passage de la machinerie sont souvent suffisants pour décrocher les spores et permettent au champignon d'infecter les plants adjacents.
- Les insectes et les acariens, comme les thrips et les tétranyques à deux points, sont des vecteurs très importants de la maladie. Ils peuvent transporter des spores du champignon après un contact avec un plant infecté et les distribuer à d'autres plants, en plus de percer la cuticule des feuilles et créer des portes d'entrée pour l'infection.
- Les traitements phytosanitaires peuvent également favoriser le transport du champignon par les éclaboussures, mais aussi par les mouvements des plants. Cela augmente l'impérativité de limiter les traitements non essentiels et d'appliquer les produits avec une technique impeccable.
- Dans les cas où les plants sont trop collés, la friction des feuilles entre elles permet le transfert du champignon d'un plant à l'autre.
- Les travailleurs et leurs outils deviennent eux-mêmes des vecteurs de la maladie, surtout lorsque les manipulations sont réalisées en périodes humides.
- Enfin, une mauvaise gestion des résidus végétaux permet d'augmenter la quantité d'inoculum de la maladie sur le site de production. Des exemples de mauvaise gestion peuvent être l'abandon de feuillage infecté au sol ou l'utilisation d'un compost immature produit à partir de matériel végétal infecté.



Les infestations de thrips favorisent le développement de la maladie.

Stratégies d'intervention

Lutte alternative

Il est possible de poser des actions préventives afin de minimiser le développement et la propagation de la maladie. Les meilleurs moyens de lutte alternative sont basés sur la gestion de l'environnement. Ces actions se résument par l'adoption de bonnes pratiques culturales :

- Le choix des cultivars doit être basé sur l'historique de la production et privilégier ceux qui ont le mieux performé par le passé. Les plants ou les racines devraient être achetés auprès de fournisseurs reconnus.
- La maladie est favorisée par une humidité élevée, par conséquent, il est essentiel d'orienter les différentes consignes d'environnement de la serre en fonction de la déshumidification maximale de l'air. Pour ce faire, la circulation de l'air doit être réalisée dans un minimum de temps et, donc, assurée par un système de ventilation optimal. Pour les hémérocalles, une consigne de température basse de 5 à 10 °C assure une ventilation fréquente dans la serre. L'espacement suffisant entre les plants diminue également le temps de séchage du feuillage autant en serre qu'en pépinière.
- Les consignes de températures basses, soit entre 5 et 10 °C, ont peu d'incidence sur le calendrier de production des hémérocalles, mais permettent de limiter le développement de la maladie. *A. microstictum* se développe très rapidement à des températures entre 20 et 24 °C, tout comme les thrips et les tétranyques qui se reproduisent plus vite à des températures plus élevées.
- La maladie est propagée par les éclaboussures d'eau. La distanciation des plants permet donc de limiter le transfert d'un plant à l'autre. L'adoption d'un système de subirrigation évite également de mouiller le feuillage inutilement et ne cause aucune éclaboussure lors de l'irrigation.
- L'amélioration de l'immunité et de la résilience des plantes aux stress permet de diminuer leur sensibilité aux infections. L'optimisation de la photosynthèse est une approche pour atteindre cet objectif et peut être assurée par une gestion exemplaire de la fertilisation. Des suivis réguliers permettent d'éviter les carences ou les excès d'éléments minéraux qui rendent les plantes hôtes plus sujettes aux infections. Il est à noter qu'un pH de sol trop élevé ou trop bas limite la disponibilité des éléments minéraux mineurs.
- Des dépistages réguliers limitent les populations de thrips, de pucerons et de tétranyques à deux points lorsqu'ils sont associés à des interventions rapides au besoin. Ces arthropodes peuvent faciliter l'entrée d'*A. microstictum* dans la plante.
- Dans l'idéal, les travaux d'entretien doivent toujours être réalisés lorsque le feuillage est sec. À partir de la première observation de la maladie, les interventions doivent être planifiées pour commencer par les plants sains et terminer par les plants infectés.
- La désinfection fréquente des outils et des gants de travail diminue les risques de contamination.
- Enfin, la gestion des résidus végétaux contaminés pendant la saison ainsi que l'élimination du vieux feuillage à l'automne permettent de diminuer l'inoculum sur le terrain.



Symptômes d'une infection par *A. microstictum* sur *Convallaria majalis*.

Lutte biologique

De plus en plus, les agents de lutte biologique sont utilisés en production commerciale afin de diminuer l'utilisation de fongicides. Le succès de la lutte biologique contre les maladies fongiques repose principalement sur deux types de stratégies antagonistes, soit indirecte et directe.

La stratégie indirecte vise la création d'une compétition non spécifique pour les ressources et, ultimement, une monopolisation de l'espace et des éléments nutritifs par les agents de lutte biologiques. Pour réussir, l'agent antagoniste bénéfique doit se multiplier plus rapidement que le pathogène et être adapté aux conditions de la production. La stratégie directe repose sur des activités de prédation et de parasitisme. Cette relation est souvent spécifique entre l'antagoniste et l'agent infectieux.



Taches foliaires et nécroses sur le feuillage d'une hémérocalle infectée par *A. microstictum*.

Aureobasidium pullulans

A. pullulans est une espèce d'*Aureobasidium* omniprésente dans l'environnement et se développe dans des conditions similaires à celles d'*A. microstictum*. Généralement considérée non phytopathogène, elle est déjà utilisée contre *Botrytis cinerea* en horticulture ornementale. Comme il est fréquent de détecter les deux espèces d'*Aureobasidium* sur des tissus sains, des essais pourraient être réalisés afin d'évaluer son efficacité contre les taches foliaires de l'hémérocalle. Son action rapportée contre *Botrytis* est strictement préventive.

- *A. pullulans* produit un biofilm sur les feuilles ce qui crée une barrière entre les pathogènes et la plante hôte, en plus d'accentuer la résistance déjà élevée d'*A. pullulans* face aux stress environnementaux. Les souches « blanches » d'*A. pullulans* seraient plus efficaces, parce que la principale molécule du biofilm, le pullulane, n'est pas contaminée par la mélanine. Certaines souches d'*A. pullulans* synthétisent également un composé antifongique.
- Des tests ont été réalisés pour évaluer l'efficacité de l'entomovection comme mode d'inoculation d'*A. pullulans* plutôt que les pulvérisations. Cette méthode éviterait de mouiller le feuillage et donc diminuerait potentiellement la prolifération des autres maladies avant qu'*A. pullulans* ait colonisé les feuilles.

Bacillus subtilis

L'infection des plantes hôte par *A. microstictum* est souvent possible grâce aux ouvertures naturelles de la plante comme les stomates. La fermeture de ces portes d'entrée devrait donc limiter l'incidence de la maladie. Il a été rapporté que certaines souches de *Bacillus subtilis* ferment les stomates des plantes dont elles colonisent la rhizosphère par la stimulation de la production d'acide abscissique.

Il est possible que les excès en potassium agissent négativement sur cette relation entre la plante et les bactéries en inhibant l'effet de l'acide abscissique sur les stomates. Par conséquent, une gestion optimale de la fertilisation doit être réalisée si *B. subtilis* est introduit. L'impact de la bactérie sur la feuille semble toutefois limité dans le temps et des tests supplémentaires doivent être réalisés dans un contexte de production d'hémérocalle sur le long terme.



Taches huileuses et nécroses causées par *A. microstictum*.

***Trichoderma* spp.**

Un autre microorganisme communément utilisé en production est *Trichoderma* spp. Cet agent de lutte biologique se développe dans la rhizosphère et est reconnu principalement pour son action contre les pathogènes de sol.

- Même si aucune étude n'a été menée spécifiquement sur la relation entre *Trichoderma* spp. et *A. microstictum*, un cas dans la littérature semble indiquer une diminution significative de la population du pathogène des hémérocalles lorsqu'il entre en contact dans le sol avec *Trichoderma* spp. L'introduction de cet organisme bénéfique a le potentiel de diminuer l'inoculum au sol dans les cultures d'hémérocalles.
- La présence de *Trichoderma* spp. dans la rhizosphère diminuerait également l'intensité des symptômes de maladies foliaires. Ce phénomène est connu comme la résistance systémique induite. Elle a été observée sur des cultures cultivées en sols minéraux et en substrats à base de tourbe. Des applications foliaires de l'antagoniste semblent également minimiser le développement de maladies foliaires sur des productions maraîchères en serre, mais plus de tests doivent être menés pour connaître l'impact de ce traitement sur l'incidence des taches de l'hémérocalles.
- Les concentrations élevées d'éléments minéraux dans la solution du sol inhibent la production d'enzymes de *Trichoderma* spp., essentielle à ses activités de prédation. Par conséquent, la fertilisation doit être contrôlée de manière à éviter les excès d'engrais.

Lutte chimique

D'après plusieurs observations sur le terrain par les conseillers de l'IQDHO, les applications de fongicides ont une efficacité limitée sur l'incidence de la maladie. Lorsque la lutte chimique est adoptée, une première application préventive de fongicide dès le débourrement des plants précède souvent d'autres traitements hebdomadaires en cas de périodes de pluies ou d'incidence importante de la maladie. Il est à noter qu'aucun fongicide n'est présentement homologué contre *A. microstictum* au Canada.

Auteurs :

Andréa L. Bellavance, agr., IQDHO

Mario Comtois, agr., IQDHO

Jocelyne Lessard agr., IQDHO

Révision linguistique :

Andréa Bellavance, IQDHO

Chargés de projet :

Mario Comtois, agr., Coordonnateur technique en pépinière, IQDHO

Jean-Luc Poirier, M. Éd., Québec Vert

Références

- Abdel-Kader, M. M., N. S. El-Mougy, M. D. E. Aly, S. M. Lashin et F. Adbel-Kareem. *Greenhouse Biological Approach for Controlling Foliar Diseases of Some Vegetables. Advances in Life Sciences*, 2 (4): 98-103.
- Aghdam, S. A. et K. B. Fotouhifar. 2017. *Identification of some endophytic fungi of cherry trees Prunus avium in Iran. Iranian Journal of Plant Protection Science*, 481: 43–57.
- Bai, Q. R., S. Han, Y. Y. Xie, R. Dong, J. Gao et Y. Li. 2012. *First Report of Daylily Leaf Streak Caused by Kabatiella microsticta in China. Plant Disease*, 96 (10): 1579.
- BOLD. 2023. *TAXONOMY BROWSER: Kabatiella microsticta* sur le site BOLDSYSTEMS. https://www.boldsystems.org/index.php/Taxbrowser_Taxonpage?searchMenu=taxonomy&query=kabatiella+microsticta&taxon=kabatiella+microsticta. Consultée le 24 janvier 2023.
- Comtois, M. 2023. Communications personnelles.
- Cooke, W. M. B. 1962. *A taxonomic study in the "black yeasts". Mycopathol. Et Mycol. Appl.*, 17 (1): 1-43.
- Crops Research Division Agricultural Research de United States Department of Agriculture. 1960. *Index of Plant Diseases in the United States. Agriculture Handbook 165. États-Unis, Washington D.C.*, 531 pp.
- de Hoog, G. S. et N. A. Yurlova. 1994. *Conidiogenesis, nutritional physiology and taxonomy of Aureobasidium and Hormonema. Antonie van Leeuwenhoek*, 65: 41-54.
- Dicklow, B. et A. Madeiras. 2022. Daylily Streak and Daylily Rust sur le site UMass Extension Greenhouse Crops and Floriculture Program. <https://ag.umass.edu/greenhouse-floriculture/fact-sheets/daylily-rust-daylily-streak>. Consultée le 4 mai 2022.
- Di Francesco, A., J. Zajc et J. A. Stenberg. 2023. *Aureobasidium spp.: Diversity, Versatility, and Agricultural Utility. Horticulturae*, 9 (59). doi: 10.3390/horticulturae9010059
- Ellis, W.N. 2022. *Aureobasidium microstictum (Bubák) Cooke, 1962* sur le site Plant Parasites of Europe. <https://bladmineerders.nl/parasites/fungi/dikarya/ascomycota/pezizomycotina/dothideomycetes/dothideomycetidae/dothideales/sacchotheciaceae/aureobasidium/aureobasidium-microstictum/>. Consultée le 24 janvier 2023.
- Farr, D. F., G. F. Bills, G. P. Chamuris et A. Y. Rossman. 1989. *Fungi on Plants and Plant Products in the United States. The American Phytopathological Society, Minnesota, États-Unis*, 1252 pp.
- Farr, D. F., et A. Y. Rossman. 2023. *Fungal Databases* sur le site *U.S. National Fungus Collections, ARS, USDA*. https://nt.ars-grin.gov/fungalDATABASES/new_allviewgenbank.cfm?thisName=Kabatiella%20microsticta&organismtype=Fungus. Consultée le 24 janvier 2023.
- Garijo, P., R. López, P. Santamaría, E. Ocón, C. Olarte, S. Sanz et A. R. Gutiérrez. 2011. *Presence of enological microorganisms in the grapes and the air of a vineyard during the ripening period. Eur. Food Res. Technol.*, 233: 359-365.
- GBIF Secretariat. 2022. *Aureobasidium microstictum (Bubák) W.B.Cooke* sur le site GBIF Backbone Taxonomy. Checklist dataset. <https://www.gbif.org/species/2612999>. Consultée le 24 janvier 2023. doi : 10.15468/39omei.
- Ghimire, S. R., N. D. Charlton, J. D. Bell, Y. L. Krishnamurthy et K. D. Craven. 2011. *Biodiversity of fungal endophyte communities inhabiting switchgrass (Panicum virgatum L.) growing in the native tallgrass prairie of northern Oklahoma. Fungal Diversity*, 47: 19-27.
- Global Catalogue of Microorganisms. 2023. *Kabatiella microsticta* sur le site Global Catalogue of Microorganisms. <https://gcm.wdcm.org/strainlist?term=Kabatiella%20microsticta&type=name>. Consultée le 24 janvier 2023.
- Grant-Downton, R. T., R. B. Terhem, M. V. Kapralov, S. Mehdi, M. J. Rodriguez-Enriquez, S. J. Gurr, J. A. L. van Kan et F. M. Dewey. 2014. *A Novel Botrytis Species Is Associated with a Newly Emergent Foliar Disease in Cultivated Hemerocallis. PLoS ONE* 9(6): e8972. doi : 10.1371/journal.pone.0089272
- Hermanides-Nijhof, E. J. 1977. *Aureobasidium and Allied genera dans Studies in Mycology: The Black Yeasts and Allied Hyphomycetes. Studies in Mycology*, 15: 153-155.
- Hoitink, H. A. J., L. V. Madden et A. E. Dorrance. 2006. *Systemic resistance induced by Trichoderma spp.: Interactions between the host, the pathogen, the biocontrol agent, and the soil organic matter quality. Phytopathology*, 96: 186-189.
- Horst, R. K. 2013. *Westcott's Plant Disease Handbook. 7e édition. Springer-Verlag, New York, États-Unis*, 1317 pp.
- Hosseini-Nasabnia, Z., K. Van Rees et V. Vujanovic. 2016. *Preventing unwanted spread of invasive fungal species in willow (Salix spp.) plantations. Canadian Journal of Plant Pathology*, 38 (3): 325-337.
- IRIIS phytoprotection. 2022. Tache foliaire – Hémérocalles sur le site IRIIS phytoprotection. <https://www.iriisphytoprotection.qc.ca/Fiche/Champignon?imageId=1744>. Consultée le 13 juillet 2022.
- Jacobson, E. S. 2000. *Pathogenic Roles for Fungal Melanins. Clinical Microbiology Reviews*, 13 (4): 708-717.
- Jiménez, M., A. E. Gonzalez, M. J. Martinez, A. T. Martinez et B. E. Dale. 1991. *Screening of Yeasts isolated from decayed wood for lignocellulose-degrading enzyme activities. Mycol. Res.* 95 (11): 1299-1302.

- Kumar, A. S., V. Lakshmanan, J. L. Caplan, D. Powell, K. J. Czymmek, D. F. Levia et H. P. Bais. 2012. *Rhizobacteria Bacillus subtilis restricts foliar pathogen entry through stomata*. *The Plant Journal*, 72: 694-706.
- Leahy, R. M. et T. S. Schubert. 1996. *Daylily Leaf Streak*. *Plant Pathology Circular*, 376.
- Lepoivre, P. 2003. *Phytopathologie*, Éditions De Boek Université, Bruxelles, Belgique, 427 pp.
- Litterick, A. M., L. Harrier, P. Wallace, C. A. Watson et M. Wood. 2004. *The Role of Uncomposted Materials, Composts, Manures, and Compost Extracts in Reducing Pest and Disease Incidence and Severity in Sustainable Temperate Agricultural and Horticultural Crop Production – A Review*. *Critical Reviews in Plant Sciences*, 23 (6): 453-479.
- Lunsford, J. N. et J. A. Spencer. 1976. *A variety of Collecephalus hemerocalli Pathogenic on Hemerocallis*. *Phytopathology*, 66: 245-248.
- Ma W., Z. Tang, Y. Dan, X. Cui, F. Yin et M. Liu. 2023. *First Report of Botrytis deweyae Causing Gray mold on Polygonatum cyrtoneura in China*. *Plant Dis*. doi: 10.1094/PDIS-08-22-1763-PDN
- Majidi, Z., A. Goudarzi, M. Shamili, A. Bagheri et M.A. Seyahooei. 2021. *High distribution rate of an emerging fungal pathogen on mango: A case study from southern Iran*. *Crop Protection*, 139. doi : 10.1016/j.cropro.2020.105342.
- Meyers, M. et B. Hudelson. 2014. Daylily Leaf Streak sur le site Wisconsin Horticulture. <https://hort.extension.wisc.edu/articles/daylily-leaf-streak/>. Consultée le 13 juillet 2022.
- Moorman, G. A. 2016. Lily Of The Valley (Convallaria) Diseases sur le site PennState Extension. <https://extension.psu.edu/lily-of-the-valley-convallaria-diseases>. Consultée le 17 février 2023.
- Mycobank database. 2022. Kabatiella microsticta sur le site de MycoBank. <https://www.mycobank.org/page/Name%20details%20page/name/Kabatiella%20microsticta>. Consultée le 4 mai 2022.
- Ontario. 2022. La rouille de l'hémérocalce sur le site Gouvernement de l'Ontario. <https://www.ontario.ca/fr/page/la-rouille-de-lhemerocalce>. Consultée le 16 février 2023.
- Polyanskaya, L.M., S.M. Ozerskaya, G.A. Kochkina, N.E. Ivanushkina, A.V. Golovchenko et D.G. Zvyagintsev. 2003. *The Abundance and Structure of the Root-Associated Microbial Complexes of Two Greenhouse Rose Cultivars*. *Microbiology*, 72 (4): 554-562.
- Porter, S. et Z. D. Tan. 2012. Daylily leaf streak (Aureobasidium microstictum). Home, Yards and Garden Pests Newsletter sur le site University of Illinois Extension. <https://hyg.ipm.illinois.edu/article.php?id=383>. Consultée le 4 mai 2022.
- Rashmi M., J. S. Kushveer et V. V. Sarma. 2019. *A worldwide list of endophytic fungi with notes on ecology and diversity*. *Mycosphere*, 10 (1): 798–1079.
- Regulatory Services. 2022. Daylily Leaf Streak sur le site Clemson University. <https://www.clemson.edu/public/regulatory/plant-problem/fact-sheets/daylily-leaf-streak.html>. Consultée le 4 mai 2022.
- Setati, M.E., D. Jacobson et F.F. Bauer. 2015. *Sequence-based Analysis of the Vitis vinifera L. cv Cabernet Sauvignon Grape Must Mycobiome in Three South African Vineyards Employing Distinct Agronomic Systems*. *Front. Microbiol.* 6: 1358. doi: 10.3389/fmicb.2015.01358
- Sipiczki, M. 2016. *Overwintering of Vineyard Yeasts: Survival of Interacting Yeast Communities in Grapes Mummified on Vines*. *Front. Microbiol.* 7: 212. DOI 10.3389/fmicb.2016.00212.
- Smith, S. et G. R. Stewart. 1990. *Effect of Potassium Levels on the Stomatal Behavior of the Hemi-parasite Striga hermonthica*. *Plant Physiol.*, 94: 1472-1476.
- Sohail, M., N. Barzkar, P. Michaud, S. Tamadoni Jahromi, O. Babich, S. Sukhikh, R. Das et R. Nahavandi. 2022. *Cellulolytic and Xylanolytic Enzymes from Yeasts: Properties and Industrial Applications*. *Molecules*, 27: 3783 DOI 10.3390/molecules27123783
- Species 2000. 2022. *Aureobasidium microstictum* (Bubák) W.B. Cooke sur le site Catalogue of Life. <https://www.catalogueoflife.org/data/taxon/JTF9>. Consultée le 24 janvier 2023.
- Spencer, J.A. 1973. *Leaf-Streak of Daylily: Infection, Disease Development, and Pathological Histology*. *Phytopathology*, 63: 864-866.
- Strømeng, G. M., M. B. Brurberg, E. Vike et V. Talgø. 2015. *First report of daylily leaf streak caused by Kabatiella microsticta on Hemerocallis spp. in Norway*. *Plant Health Progress*. doi: 10.1094/PHP-BR-14-0022
- UMass Extension Greenhouse Crops and Floriculture Program. 2022. Daylily – Leaf Streak sur le site University of Massachusetts Amherst. <https://ag.umass.edu/greenhouse-floriculture/photos/daylily-leaf-streak#:~:text=Daylily%20leaf%20streak%20is%20caused,entire%20leaves%20can%20turn%20yellow>. Consultée le 4 mai 2022.
- van Kan, J. A. L., M. W. Shaw et R. T. Grant-Downton. 2014. *Botrytis species: relentless necrotrophic thugs or endophytes gone rogue?* *Molecular Plant Pathology*, 15(9): 957-961.
- van Nieuwenhuijzen, E. J. (2014). *Aureobasidium* dans *Encyclopedia of Food Microbiology*, Seconde édition, Elsevier Academic Press, États-Unis, 3248 p. doi: 10.1016/b978-0-12-384730-0.00017-3.
- Wang, M., P. Danesi, T.Y. James, A.M.S. Al-Hatmi, M.J. Najafzadeh, S. Dolatabadi, C. Ming, G.-Y. Liou, Y. Kang et S. de Hoog. 2019. *Comparative pathogenicity of opportunistic black yeasts in Aureobasidium*. *Mycoses*, 62: 803-811.

- Witzell J, V. H. G. Decker, M. Agostinelli, C. Romeralo, M. Cleary et B. R. Albrechtsen. 2022. *Aspen Leaves as a "Chemical Landscape" for Fungal Endophyte Diversity-Effects of Nitrogen Addition*. *Front. Microbiol.*, 13: 846208. doi: 10.3389/fmicb.2022.846208.
- Yoshikawa, M. et T. Yokoyama. 1987. *Leaf Blight of Day Lily Caused by Aureobasidium microstictum (Bubák) W. B. Cooke*. *Ann. Phytopath. Soc. Japan*, 53: 606-615.
- Yurlova, N.A., G.S. de Hoog et A.H.G. Gerrits van den Ende. 1999. *Taxonomy of Aureobasidium and allied genera*. *Studies in Mycology*, 43 :63-69.
- Zalar, P., C. Gostinčar, G.S. de Hoog, V. Uršič, M. Sudhadham et N. Gunde-Cinerman. 2008. *Redefinition of Aureobasidium pullulans and its varieties*. *Studies in Mycology*, 61: 21-38.

Ce projet a été financé par le ministère de l'Agriculture, des Pêcheries et de l'Alimentation dans le cadre du programme Prime-Vert.

