



Guide des ravageurs et des ennemis naturels du canola au Québec

Conception et rédaction

Sébastien Boquel, Chercheur en entomologie (CÉROM)

Crédits photographiques

Sébastien Boquel, Joseph Moisan-De Serres, Jennifer De Almeida, Ayitre Akpakouma, Alexis Latraverse, Roxanne S. Bernard, Priscila Petrasukas, Julien Saguez, Line Bilodeau, Denis Pageau.

Révision linguistique

MEP Expertise (www.mepexpertise.com)

Graphisme, mise en page et impression

Serge Patenaude designer graphique (www.designer-graphique.ca)

Collaborateurs et réviseurs scientifiques

Ayitre Akpakouma, agr., Direction régionale du Bas-Saint-Laurent (MAPAQ)

Line Bilodeau, agr., Direction de la phytoprotection (MAPAQ)

Hélène Brassard, agr., Direction régionale du Saguenay-Lac-Saint-Jean (MAPAQ)

Sarah Brousseau-Trudel, agr., Direction régionale de la Capitale-Nationale (MAPAQ)

Isabelle Fréchette, agr., Coordonnatrice du Réseau d'avertissements phytosanitaires Grandes cultures (CÉROM)

Alexis Latraverse, Professionnel de recherche en entomologie (CÉROM)

Jean-Philippe Légaré, Biologiste, Laboratoire d'expertise et de diagnostic en phytoprotection (MAPAQ)

Julie Marcoux, Technologue agricole, Direction régionale de l'Estrie (MAPAQ)

Laurie Noël, Biologiste, Direction générale de l'appui à l'agriculture durable (MAPAQ)

Julien Saguez, Chercheur en biosurveillance (CÉROM)

Véronique Samson, agr., Direction régionale de la Chaudière-Appalaches (MAPAQ)

Remerciements

Ce guide a été réalisé en vertu du volet 3.1 du programme Prime-Vert 2018-2023 et il a bénéficié d'une aide financière du ministère de l'Agriculture, des Pêcheries et de l'Alimentation (MAPAQ) par l'entremise de la Stratégie phytosanitaire québécoise en agriculture 2011-2021.

ISBN 978-2-9813604-6-5 (version imprimée)

ISBN 978-2-9813604-7-2 (version PDF)

Imprimé au Québec

Dépôt légal – Bibliothèque et Archives nationales du Québec, 2021

Dépôt légal – Bibliothèque et Archives Canada, 2021

Cette publication peut être citée de la façon suivante : Boquel S (2021) Guide des ravageurs et des ennemis naturels du canola au Québec. CÉROM, Saint-Mathieu-de-Beloil, Québec, Canada. 100 pp.

Tous droits réservés. Le présent document est la propriété de son auteur ou de l'organisme qui l'a produit. Aucune partie ne peut donc être reproduite, traduite ou utilisée, par quelque procédé que ce soit, sans l'accord préalable des propriétaires des droits. © CÉROM, 2021.



Avant-propos

Le canola est une plante oléagineuse de la famille des Brassicaceae tirant son nom de la contraction de « Canada » et de « ola » qui est une abréviation de oil, low acid. Cette plante a été développée à l'Université du Manitoba grâce aux méthodes traditionnelles d'amélioration végétale à partir de plants de colza. Pour porter la dénomination de canola, l'huile extraite doit avoir une teneur en acide érucique inférieure à 2 % et contenir moins de 30 micromoles de glucosinolates. Cette culture a gagné en popularité auprès de l'industrie alimentaire et des consommateurs du monde entier grâce à sa faible teneur en graisses saturées, son excellent ratio en graisses polyinsaturées et monoinsaturées, sa polyvalence d'utilisation et son goût léger.

Au Québec, le canola occupe une place importante dans les grandes cultures de certaines régions, notamment au Saguenay-Lac-Saint-Jean, en Abitibi-Témiscamingue et au Bas-Saint-Laurent. Entre 2011 et 2020, les superficies ensemencées en canola dans la province variaient de 12 000 à 17 000 ha par année, avec une moyenne de 14 000 ha. Cette culture a des effets bénéfiques sur les sols et la culture subséquente de la rotation. Néanmoins, au fil des ans, certains ravageurs ont pris, et prennent toujours, de plus en plus d'importance. Leurs densités parfois élevées peuvent affecter le rendement et causer des pertes économiques, menaçant ainsi la pérennité de cette culture.

Ce guide vise à offrir une meilleure connaissance des ravageurs du canola et à sensibiliser à l'importance d'utiliser des pratiques agricoles durables permettant de réduire l'impact de l'application de pesticides sur les insectes bénéfiques non ciblés, mais aussi de réduire les risques environnementaux et les risques pour la santé qui y sont associés.

Un premier guide a été publié en 2011 (« [Gestion intégrée des insectes nuisibles dans la culture du canola au Québec](#) » par Tremblay et coll.) afin d'aider les producteurs et les intervenants de la filière du canola au Québec à mettre en place des stratégies de gestion intégrée contre les insectes nuisibles de cette culture. Cependant, depuis sa publication, le portrait des ravageurs et des insectes auxiliaires du canola a changé. Certains ravageurs qui étaient alors considérés comme secondaires ou peu répandus sont maintenant présents dans toutes les régions productrices et commencent à présenter un risque. Inversement, d'autres ravageurs qui étaient problématiques ont vu leurs populations se stabiliser à des niveaux plus faibles grâce au contrôle exercé par leurs ennemis naturels.

Le présent ouvrage propose donc une mise à jour des informations basée sur les plus récentes avancées en matière de gestion intégrée des ennemis des cultures. Il rassemble des fiches permettant de mieux connaître les insectes ravageurs et les ennemis naturels présents dans la culture du canola au Québec. Il contient également des informations sur la biologie des insectes, les dommages qu'ils infligent, les symptômes à surveiller, les méthodes de dépistage, les stratégies de lutte, ainsi que les seuils d'intervention lorsque ceux-ci sont connus.

Table des matières

Avant-propos	3
Comment mettre en place une gestion intégrée des ennemis des cultures ?	6
Connaissances	
Prévention	
Suivi des champs	
Intervention	
Évaluation – Rétroaction	
Quelle technique de dépistage utiliser ?.....	8
Quand et comment dépister les ravageurs ?.....	10
Stades phénologiques de croissance et clé d'identification BBCH du canola	12
Ravageurs du canola	14
Altises	16
Cécidomyie du chou-fleur	20
Charançon de la silique	24
Fausse-teigne des crucifères.....	28
Limaces.....	32
Mélégèthe des crucifères	36
Mouche du chou	40

Piériide du chou	44
Pucerons.....	48
Punaise terne	52
Tipule des prairies	56
Ver-gris du trèfle.....	60
Ver-gris moissonneur	64
Ennemis naturels des ravageurs du canola.....	68
Carabes.....	70
Champignons entomopathogènes	72
Chrysopes et hémérobes.....	74
Coccinelles	76
Parasitoïdes	78
Punaises prédatrices	82
Staphylins.....	84
Syrphes.....	86
Quelle est l'importance des pollinisateurs dans la culture de canola ?.....	88
Comment conserver et favoriser les pollinisateurs et les ennemis naturels ?.....	89
Quoi faire lors d'une intervention phytosanitaire ?.....	91
Pour aller plus loin... ..	94
Références	96

Comment mettre en place une gestion intégrée des ennemis des cultures ?

La gestion intégrée des ennemis des cultures (GIEC) est une « méthode décisionnelle qui consiste à avoir recours à toutes les techniques nécessaires pour réduire les populations d'organismes nuisibles de façon efficace et économique, dans le respect de la santé et de l'environnement¹ ». Sa mise en œuvre suit les cinq étapes suivantes :

1 - Connaissances

L'acquisition de connaissances sur l'identité, la biologie, le comportement, le cycle de vie, les ennemis naturels et le mode de gestion des principaux ravageurs des cultures est primordiale dans la mise en place d'une gestion intégrée des ravageurs. Ces connaissances permettent de prendre des décisions éclairées quant aux étapes subséquentes de la GIEC.

2 - Prévention

Cette étape regroupe l'ensemble des méthodes qui peuvent être mises en place avant l'implantation de la culture ou pendant sa croissance, et qui aident à prévenir, à limiter ou à diminuer la présence et la pression des ennemis des cultures. La sélection des champs, la rotation des cultures, le choix des cultivars et de la période de semis, la gestion des fertilisants, ainsi que l'aménagement de l'habitat font partie des méthodes préventives qui peuvent être mises en place dans les champs en vue de prévenir ou de limiter l'incidence des ravageurs du canola.

3 - Suivi des champs

Le suivi des populations de ravageurs est un élément central dans la mise en place d'une GIEC, car il aide à déterminer si ceux-ci deviennent problématiques pour la rentabilité de la culture. Le dépistage au champ et la connaissance des seuils d'intervention sont donc essentiels pour prendre des décisions éclairées quant à la nécessité de procéder à une intervention.

4 - Intervention

Si les méthodes préventives mises en place ne permettent pas de maintenir les populations de ravageurs à un niveau acceptable, il est alors recommandé d'intervenir. Parmi les interventions possibles, la lutte physique, la lutte biologique et la lutte chimique peuvent être envisagées. Généralement, l'utilisation combinée de différentes méthodes de lutte assure un contrôle plus durable des ravageurs tout en diminuant l'emploi de pesticides. Bien qu'ils fassent partie de la GIEC, les pesticides devraient être utilisés uniquement lorsque la situation le justifie.

5 - Évaluation - Rétroaction

À la fin de la saison, l'efficacité et la rentabilité des différentes mesures prises dans le cadre de la GIEC doivent être évaluées afin de déterminer si celles-ci ont fonctionné. Dans le cas contraire, des ajustements peuvent être apportés afin d'améliorer les façons de faire pour les prochaines saisons de culture.

¹ « Stratégie phytosanitaire québécoise en agriculture 2011-2021 » (MAPAQ 2011)

1 - Connaissances

Principaux ravageurs
Cycle de vie
Ennemis naturels
Mode de gestion

2 - Prévention

Sélection du site
Rotation des cultures
Choix des cultivars
Période de semis
Gestion des fertilisants et de l'irrigation
Mesures sanitaires
Aménagement de l'habitat

5 - Évaluation - Rétroaction

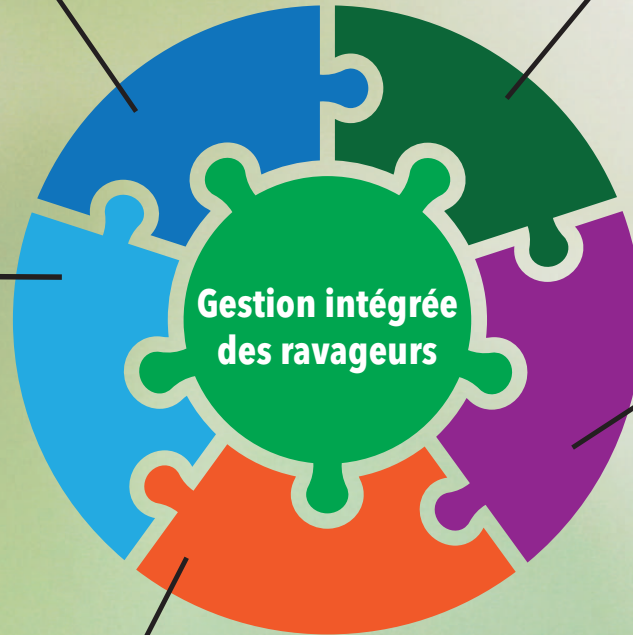
Données de phytoprotection
Modifications et ajustements
Planification

3 - Suivi des champs

Modèles prévisionnels
Observations
Échantillonnages
Piégeages
Dépistages
Seuils

4 - Intervention

Lutte physique
Lutte biologique
Lutte chimique



Quelle technique de dépistage utiliser ?



Dépistage visuel¹

Cette technique peut être utilisée pour déterminer visuellement la présence et l'abondance des insectes, mais aussi l'atteinte des seuils d'intervention. Elle contribue également à évaluer l'importance des dommages lors de l'établissement de la culture (cotylédons, feuilles), en cours de saison (boutons floraux) ou lors de la maturation des plants (siliques).



Battage des plants²

Cette méthode consiste généralement à placer un dispositif collecteur entre deux rangs de culture, sous la canopée, et de secouer les plants pour récolter les insectes. Dans le canola, des plants sont prélevés sur une surface prédéfinie ou un contenant collecteur est placé sous la tête des plants. Les plants sont ensuite secoués afin de déloger les insectes et de les dénombrer.



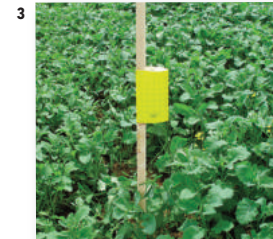
Piège collant jaune³

Sa couleur attire les insectes et la colle les maintient capturés afin de déterminer leur présence et leur abondance dans la culture. Ce type de piège n'est pas spécifique à un seul ravageur et doit être remplacé régulièrement selon la densité d'insectes piégés. Le piège collant est un complément au dépistage visuel et il est rarement utilisé pour déterminer l'atteinte des seuils d'intervention, mais il facilite le suivi des populations.



Échantillonnage de terre⁴

Cette technique de dépistage nécessite de prélever des échantillons de sol à l'aide d'une tarière et de dénombrer les insectes qui s'y trouvent. L'extraction des insectes peut se faire de différentes manières, les plus communes étant (i) la méthode manuelle, qui consiste à défaire le substrat à la main, et (ii) l'entonnoir de Berlèse. Cette dernière méthode est très efficace; les échantillons de sol sont placés dans de grands entonnoirs au fond desquels un grillage est posé, et une source de chaleur est installée au-dessus (habituellement une ampoule à incandescence). Sous l'effet de la chaleur, les échantillons s'assèchent peu à peu et les insectes descendent dans l'entonnoir jusqu'à ce qu'ils tombent dans un récipient collecteur placé en dessous.





Filet fauchoir⁵

Cet outil sert à capturer les insectes vivants sur les parties aériennes des plantes. Il se compose d'un manche plus ou moins long au bout duquel est attaché un anneau métallique rigide avec un filet robuste. Les coups de filet sont réalisés en marchant et en effectuant des balayages de 180° (épaule à épaule) sur un rayon d'un mètre, en prenant soin de n'exécuter qu'un seul balayage à chaque pas (de gauche à droite ou de droite à gauche). Le mouvement doit être suffisamment rapide et fort pour surprendre et faire tomber les insectes dans le filet, mais pas au point d'endommager les végétaux. Généralement, 10 coups de filet sont réalisés à différentes stations réparties aléatoirement dans le champ. Les seuils d'intervention au Québec sont calculés sur base d'une utilisation d'un filet fauchoir dont le diamètre est de 38 cm. Dans le cas d'un filet ayant une dimension différente, un calcul visant à convertir les seuils est nécessaire. Pour plus de détails, consulter la vidéo [Canola School - Properly Sweeping for Insects in Canola](#) (anglais).



Piège refuge⁶

Ce type de piège consiste tout simplement à poser un objet plat et assez grand sur le sol (toile de jute, carton, planche de bois, bardeau, tôle, etc.) de manière à créer un milieu sombre et humide pouvant servir d'abri aux limaces et à différents insectes terricoles. Les débris ou résidus de culture doivent être enlevés avant la pose de ce type de piège afin d'assurer un bon contact du piège sur le sol. La présence de spécimens est évaluée quelques jours plus tard en soulevant le piège.



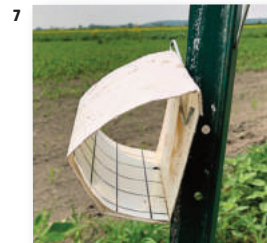
Pièges attractifs et à phéromone⁷




























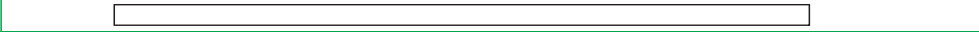




Ces pièges se composent d'un attractif spécifique à l'espèce ou à un groupe d'espèces (phéromones sexuelle ou d'agrégation) et d'un système de capture (p. ex. piège Unitrap, piège Delta) contenant généralement une plaquette collante qui capture les individus. Ce type de piège est généralement utilisé comme outil de surveillance pour déterminer l'atteinte des seuils d'intervention. Les plaquettes et l'attractif doivent être remplacés régulièrement en fonction des recommandations du fabricant.



Piège-fosse⁸

Ce dispositif capture les insectes qui se déplacent à la surface du sol. Il est constitué d'un contenant inséré dans un trou et remblayé de manière à ce que le rebord soit parfaitement aligné avec la surface du sol. Il peut être recouvert d'un grillage et/ou surmonté d'un « toit » afin de le protéger des éléments (pluie, débris, etc.) et des animaux. Il est commun d'y verser une solution de piégeage (eau savonneuse, alcool, propylène glycol, etc.) permettant de tuer et de conserver les spécimens. Il est aussi possible d'y placer une phéromone spécifique à l'espèce visée. Bien que des versions commerciales soient disponibles, le piège-fosse est facile à fabriquer soi-même avec divers matériaux (pots de verre, de plastique, boîte de conserve, etc.).






Méliète des crucifères	Larve			36
	Adulte			
Mouche du chou	Larve			40
	Adulte			
Piérié du chou	Larve			44
	Adulte			
Pucerons	Larve			48
	Adulte			
Punaise terne	Larve			52
	Adulte			
Tipule des prairies	Larve			56
	Adulte			
Ver-gris du trèfle	Larve			60
	Adulte			
Ver-gris moissonneur	Larve			64
	Adulte			


Légende

Localisation des dommages

 Racines
  Feuilles
  Bourgeons
  Fleurs
  Siliques
  Aucun dommage

Type de dépistage

 Dépistage visuel
  Piège collant jaune
  Filet fauchoir
  Échantillonnage de terre

 Battage des plants
  Piège refuge
  Pièges attractifs et à phéromone

Stades phénologiques de croissance et clé d'identification BBCH du canola

Stade 0 Germination

- 00 Graine sèche
- 03 Graine complètement imbibée
- 05 Radicule émerge de la graine
- 07 Hypocotyle et cotylédons sortent de la graine
- 08 Hypocotyle et cotylédons se dirigent vers la surface du sol
- 09 Émergence : les cotylédons émergent à la surface du sol

Stade 1 Développement des feuilles¹

Compter les feuilles

- 10 Cotylédons complètement étalés
- 11 Première feuille étalée
- 12 Deux feuilles étalées
- 13 à 18 Trois à huit feuilles étalées
- 19 Neuf feuilles ou plus étalées



BBCH 10



BBCH 12



BBCH 15

L'échelle BBCH (*Biologische Bundesanstalt, Bundessortenamt und Chemische Industrie*) est un système de codage standardisé et uniforme décrivant les stades de développement phénologiques de toutes les espèces végétales, dont le canola. Ce système décimal divise les étapes de croissance en stades principaux (premier chiffre) et secondaires (deuxième chiffre). Sauf indication contraire, **seul le développement de la tige principale** doit être pris en considération pour déterminer le stade de croissance du canola.

Note. Les stades de croissance 2 et 4 ne s'appliquent pas pour le canola.

Stade 3 Élongation de la tige principale¹

Compter les entre-nœuds

- 30 Début de l'élongation de la tige : pas d'entre-nœud (« rosette »)
- 31 Un entre-nœud visible
- 32 Deux entre-nœuds visibles
- 33 à 38 Trois à huit entre-nœuds visibles
- 39 Neuf entre-nœuds ou plus visibles



BBCH 30



BBCH 31



BBCH 35

Stade 5 Apparition de l'inflorescence

Observer les boutons

- 50 Boutons floraux présents mais encore entourés de feuilles
- 51 Boutons floraux visibles du dessus (« boutons verts »)
- 52 Boutons floraux libres, au même niveau que les plus jeunes feuilles
- 53 Boutons floraux dépassent les plus jeunes feuilles
- 55 Boutons floraux de l'inflorescence principale sont individuellement visibles mais toujours fermés
- 57 Boutons floraux des inflorescences secondaires sont individuellement visibles mais toujours fermés
- 59 Premiers pétales visibles, boutons floraux encore fermés (« boutons jaunes »)



BBCH 50



BBCH 52



BBCH 57

¹ L'élongation de la tige peut survenir avant le stade 19; dans ce cas, continuer avec l'étape 30.

Stade 6 Floraison

Observer les fleurs

- 60 Les premières fleurs sont ouvertes
- 61 10 % des fleurs de la grappe principale sont ouvertes, élongation de la grappe principale
- 62 20 % des fleurs de la grappe principale sont ouvertes
- 65 Pleine floraison : 50 % des fleurs de la grappe principale sont ouvertes, les pétales plus âgés tombent
- 67 Floraison en déclin – majorité des pétales tombés
- 69 Fin de la floraison



BBCH 60



BBCH 62

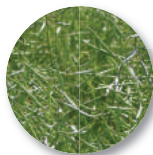


BBCH 65

Stade 7 Développement des siliques

Observer les siliques

- 71 10 % des siliques ont atteint leur taille finale
- 72 20 % des siliques ont atteint leur taille finale
- 73 à 78 30 à 80 % des siliques ont atteint leur taille finale
- 79 Presque toutes les siliques ont atteint leur taille finale



BBCH 75



BBCH 79

Stade 8 Maturation des graines

Observer les graines

- 80 Début de la maturation : les graines vertes remplissent les siliques
- 81 10 % des siliques sont mures, graines noires et dures
- 82 20 % des siliques sont mures, graines noires et dures
- 83 à 88 30 à 80 % des siliques sont mures, graines noires et dures
- 89 Maturation complète : presque toutes les siliques sont mures, graines noires et dures



BBCH 80



BBCH 85



BBCH 87

Stade 9 Sénescence

Observer la sénescence

- 97 Plant mort et sec
- 99 Produit après récolte



BBCH 97



BBCH 97



BBCH 99

Ravageurs du canola

Classés par ordre alphabétique



Mise en garde : les informations présentées dans les fiches, telles que les seuils d'intervention, les méthodes de dépistage et les options de lutte, peuvent être sujettes à changement selon l'avancée des recherches. Pour obtenir l'information la plus à jour, il est suggéré de se référer aux fiches techniques et aux avertissements publiés par le Réseau d'avertissements phytosanitaires ([p. 94](#)) Grandes cultures.

Lorsque disponible, un lien vers la fiche d'IRIIS phytoprotection est accessible en cliquant sur le **nom de l'insecte**.

iriis
phytoprotection

Altises (flea beetles)

Phyllotreta cruciferae (Goeze) – Altise des crucifères (*Crucifer flea beetle*)

Phyllotreta striolata (Fabricius) – Altise du navet (*Striped flea beetle*)

Ordre : Coleoptera

Famille : Chrysomelidae

Hôtes

Plusieurs plantes de la famille des Brassicaceae cultivées (canola, moutarde, brocoli, chou en général, navet, radis, rutabaga, etc.) et des mauvaises herbes (moutarde sauvage, tabouret des champs, barbarée vulgaire, bourse-à-pasteur, radis sauvage, chénopode blanc) peuvent servir d'hôtes.

Identification

Larve

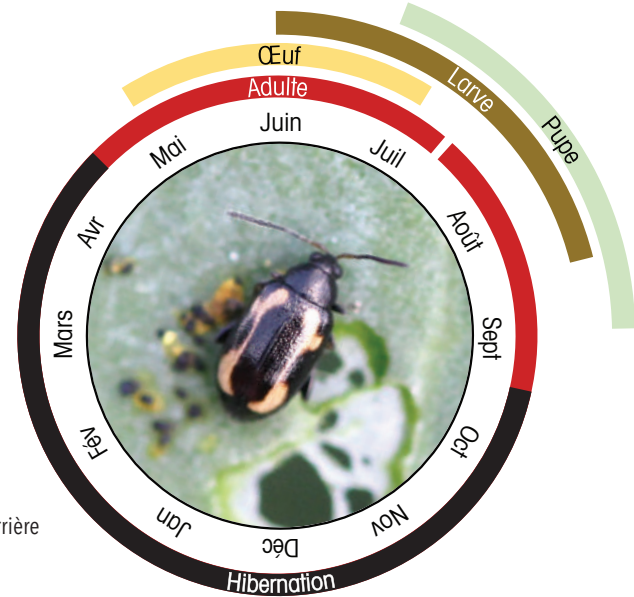
De 6 à 7 mm de longueur à maturité. Le corps est étroit, blanchâtre et possède trois paires de pattes thoraciques. La tête et la plaque annale sont brunes.

Adulte

De 2 à 3 mm de long avec un corps ovale. L'altise des crucifères est noire avec des reflets bleu-vert métalliques, alors que l'altise du navet est noire avec deux lignes jaunes/orange irrégulières au niveau des élytres (ailes antérieures durcies). Lorsque dérangés, les adultes utilisent leurs puissantes pattes arrière pour sauter et s'enfuir, d'où le nom anglais « *flea* » qui signifie puce.

Cycle de vie

Les altises hibernent au stade adulte dans les débris de culture ou aux abords des champs. Au printemps, une à deux semaines après le dégel, les adultes redeviennent actifs et se dirigent vers les mauvaises herbes appartenant à la famille des Brassicaceae avant de migrer sur les plantules de canola. L'altise du navet commence ses activités un peu avant l'altise des crucifères. Les adultes s'alimentent et s'accouplent sur les plants de canola, et ce, jusqu'à la fin juin. Les femelles pondent dans le sol, à proximité des racines. Après une douzaine de jours, les larves sortent des œufs et passent par trois stades larvaires qui durent 25 à 30 jours. À maturité, la larve s'enfouit dans le sol pour se transformer en adulte (pupaison) et une nouvelle génération d'adultes émerge sept à neuf jours plus tard. Les adultes sont actifs jusqu'au début du mois de septembre après quoi, ils cherchent des sites propices à l'hibernation. En général, une génération par année est observée, mais une seconde est possible lors d'étés particulièrement chauds.



Dommmages

Larves

Elles se nourrissent des racines, mais elles n'ont pas d'impact significatif sur le développement des plants de canola.

Adultes

Au printemps, ils font de petits trous sur les cotylédons et les jeunes feuilles. Les altises peuvent causer des dommages importants aux plantules, du stade cotylédons (BBCH 10) au stade quatre feuilles (BBCH 14). Bien que les altises soient particulièrement problématiques en début de saison, elles peuvent aussi causer des dommages esthétiques en été lorsqu'elles grugent les tiges des plantes bien développées. De fortes infestations estivales peuvent alors provoquer le mûrissement hâtif des grains.



Espèces semblables

L'altise des crucifères et l'altise du navet peuvent être confondues avec l'altise à tête rouge, le mélégiète des crucifères ([p. 36](#)) ou les nitidules. L'altise à tête rouge est facilement identifiable par sa plus grande taille et la présence d'une tache rouge foncée sur la tête, alors que le mélégiète des crucifères et les nitidules ont l'extrémité de leurs antennes en forme de massue.



Ennemis naturels

Les larves de chrysopes ([p. 74](#)), certaines punaises prédatrices ([p. 82](#)), les carabes ([p. 70](#)), ainsi que le grillon automnal peuvent se nourrir d'altises. Des guêpes parasitoïdes ([p. 78](#)) peuvent aussi s'attaquer à ces ravageurs. Cependant, les abondances sont généralement trop importantes pour que les ennemis naturels aient un impact conséquent sur les populations d'altises.

Surveillance/dépistage

Puisque les altises sont difficiles à observer de par leur taille et leur capacité à sauter lorsqu'elles sont dérangées, la surveillance de ces ravageurs se base sur l'observation des dommages plutôt que sur l'évaluation des populations d'insectes. La surveillance est recommandée de l'émergence (BBCH 09) jusqu'au stade quatre feuilles (BBCH 14). Les plants dans les bordures de champ sont examinés en cherchant de petits trous ou criblures sur les cotylédons, les premières feuilles et les tiges. À 10 stations différentes dans le champ, 10 plants par station sont observés pour évaluer le pourcentage moyen de la surface foliaire endommagée. Le pourcentage de défoliation par les altises doit tenir compte de la surface foliaire totale du plant et non pas seulement des feuilles affectées. Une fréquence de dépistage de deux fois par semaine est optimale, mais cette fréquence peut être augmentée aux deux jours si les conditions sont favorables à l'insecte, car la progression des dommages peut être très rapide. Après le stade quatre feuilles (BBCH 14), il n'est plus nécessaire de poursuivre la surveillance de ce ravageur, car le stade critique pour la culture est dépassé.



Seuil économique

Comme la progression des dommages peut être très rapide, le seuil économique est de 50 % de défoliation, mais le seuil d'intervention est de 25 % sur l'ensemble du champ, du stade cotylédons (BBCH 10) au stade quatre feuilles (BBCH 14). Après ce stade, le canola est bien implanté et peut supporter les attaques d'altises sans que cela cause des pertes économiques. Par ailleurs, le canola possède une forte capacité à compenser la perte de plants adjacents par un développement plus important.

Options de lutte

Mesures préventives

Conditions de semis

Semer dans des conditions qui favorisent une germination et une levée rapide et uniforme du canola (préparation du lit de semence, profondeur de semis, vitesse de semis, température et humidité du sol, etc.) permet de diminuer la période à risque pour la culture. Les variétés dont la germination et la croissance démarrent rapidement ont une meilleure tolérance à la défoliation que les variétés à croissance plus lente.

Date de semis

Retarder le semis au printemps favorise un démarrage rapide de la culture et limite les dommages aux cotylédons et aux jeunes feuilles. Cela désynchronise légèrement le développement phénologique de la plante de celui de l'insecte. Cette technique est utilisée par certaines entreprises québécoises en régie biologique qui n'utilisent pas de traitements de semences. Par contre, un semis trop tardif risque de favoriser les dommages de cécidomyie du chou-fleur ([p. 20](#)).

Culture-piège

Cette méthode consiste à semer en bordure du champ une variété de canola plus hâtive ou à semer cette section avec la même variété, mais 7 à 10 jours plus tôt que le reste du champ. La culture-piège concentre les altises en bordure de champ, permettant ainsi de traiter uniquement cette zone lorsque le seuil d'intervention est atteint. En plus de réduire les coûts des insecticides utilisés en se limitant à la culture-piège, son utilisation protège également les ennemis naturels et les pollinisateurs présents à l'intérieur du champ et réduit l'impact sur l'environnement.

Gestion des mauvaises herbes

Le contrôle des mauvaises herbes de la famille des Brassicaceae et du canola volontaire servant d'hôtes et de réservoirs pour les altises diminue le risque d'infestation par ces ravageurs.



Historique d'infestation

Un taux de semis plus élevé que le taux généralement recommandé peut permettre de compenser la perte de plantules, notamment dans les champs ayant un historique d'infestation. Toutefois, aucune mesure préventive ne permet de réduire efficacement les dommages d'altises lorsque les populations sont très élevées.

Lutte biologique

Aucun agent de lutte biologique n'est actuellement commercialisé contre les altises. Cependant, préserver les populations d'ennemis naturels ou de prédateurs pourrait être bénéfique, même si leur quantité n'est souvent pas suffisante pour qu'ils aient un impact conséquent sur les populations d'altises.

Lutte chimique

L'enrobage des semences de canola avec un ou des insecticides offre une protection variant de 10 à 35 jours dès le moment du semis, mais le traitement de semence n'est pas toujours suffisant lors de fortes infestations. Plusieurs insecticides foliaires sont homologués contre les altises, mais certains sont spécifiques à l'altise des crucifères. Il est donc important de déterminer l'espèce d'altise causant les problèmes à la culture à l'aide d'un dépistage. Puisque les modes d'action des insecticides contre les altises sont majoritairement de contact et/ou par ingestion, l'application doit reposer sur la présence des altises. Les traitements peuvent être concentrés dans les bordures si l'insecte n'a pas encore migré dans le centre du champ. Il est à noter que l'altise du navet est moins sensible aux traitements insecticides que l'altise des crucifères.



Cécidomyie du chou-fleur (*Swede midge*)

Contarinia nasturtii (Kieffer)

Ordre : Diptera

Famille : Cecidomyiidae

Hôtes

Plusieurs plantes cultivées (canola, moutarde, brocoli, chou, chou-fleur, chou de Bruxelles, radis fourrager, etc.) et mauvaises herbes de la famille des Brassicaceae (bourse-à-pasteur, tabouret des champs, barbarée vulgaire, etc.) lui servent d'hôtes.

Identification

Larve

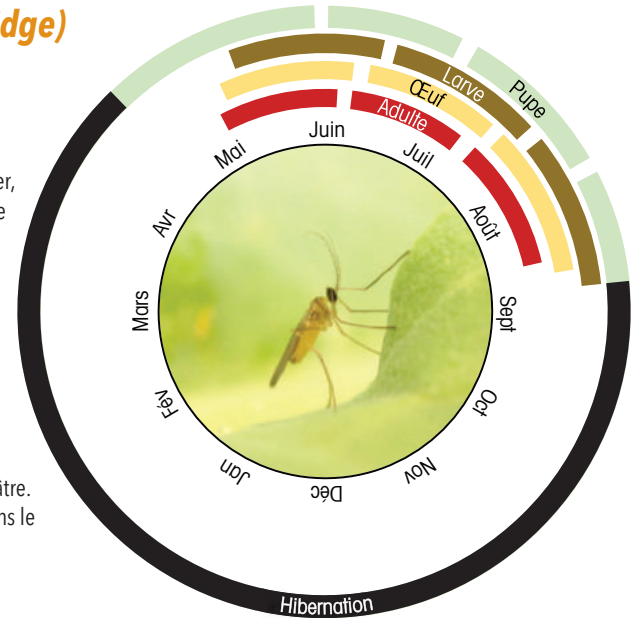
De 2 à 4 mm de longueur et ressemblant à un asticot. Le corps de la jeune larve est semi-transparent puis vire au jaune citron à maturité. La larve a une propension à se laisser tomber si elle est dérangée.

Adulte

De 1,5 à 2 mm de long. C'est un moucheron à tête noire qui a de longues antennes avec des articles disposés en chapelet. Le corps est brun pâle à gris avec de longues pattes et l'abdomen est jaune verdâtre. Les ailes sont velues et présentent seulement quatre nervures. L'adulte est très difficile à apercevoir dans le champ.

Cycle de vie

La cécidomyie du chou-fleur hiberne sous forme de pupes et émerge du sol au printemps, de la mi-mai à la mi-juin. Les adultes vivent généralement de un à quatre jours. L'accouplement a lieu immédiatement après l'émergence et la femelle peut pondre jusqu'à 100 œufs dans les huit heures suivantes. Les œufs sont pondus dans les points de croissance qui contiennent les boutons floraux des inflorescences principales et secondaires du canola. Quelques jours après la ponte, les œufs éclosent et les larves se nourrissent sur les points de croissance du canola pendant 7 à 21 jours avant de se laisser tomber au sol et former leur pupes dans le premier centimètre. Le cycle de vie, de l'œuf jusqu'au stade adulte, dure environ trois semaines et de deux à cinq générations peuvent être observées au cours de la saison. La température et l'humidité sont les principaux facteurs dictant le développement de ce ravageur.



Dommmages

Larves

Elles se nourrissent en groupe près ou à l'intérieur des points de croissance des bourgeons végétatifs qu'elles liquéfient par leur salive afin d'ingérer une partie de la plante. Les dommages qui en découlent incluent des feuilles froissées, des bourgeons déformés et enflés ainsi que des cicatrices ayant une texture semblable au liège. Des dommages sévères peuvent empêcher l'élongation de la tige principale ou induire la mort du bourgeon terminal. Les plants endommagés présentent généralement des bouquets de siliques (important indicateur de la présence de cécidomyies du chou-fleur lors de l'élongation) et peuvent avoir un retard de maturité. Les plants en bordure de champ ou à proximité des haies brise-vent sont souvent les plus endommagés. Les dommages ne sont visibles que 5 à 10 jours après le début de l'alimentation des larves et sont proportionnels à la densité d'individus présents.

Adultes

Ils ne causent aucun dommage, car ils se nourrissent de nectar.

Espèces semblables

Initialement confondue avec la cécidomyie du chou-fleur, la cécidomyie des fleurs du canola (*Contarinia brassicola* Sinclair) infeste exclusivement le canola en floraison. Cette espèce nouvellement identifiée en Saskatchewan cause un gonflement des boutons floraux et des galles aux fleurs, résultant de l'alimentation des larves. Les fleurs endommagées ne produisent ni gousses ni graines. Actuellement, cette espèce ne semble pas causer de dommages économiques et elle n'a pas encore été recensée en dehors des provinces des Prairies canadiennes.

Ennemis naturels

Une guêpe parasitoïde de la cécidomyie du chou-fleur, *Synopeas myles* (Walker), a été recensée en 2015 au Québec. Les recherches en cours ont montré que l'insecte est présent dans les régions agricoles québécoises. Une autre guêpe parasitoïde du genre *Inostemma*, se développant sur les espèces de la famille des Cecidomyiidae, a aussi été recensée au Québec en 2019 à partir de plants de canola infestés par le ravageur. Il est encore pour le moment difficile de déterminer si ces petites guêpes parasitoïdes ([p. 78](#)) ont un impact important sur les populations de cécidomyie du chou-fleur. Les araignées peuvent exercer une prédation sur les larves et les adultes alors que certains carabes ([p. 70](#)) et d'autres espèces peuvent s'alimenter sur les larves qui tombent au sol et les pupes.



Surveillance/dépistage

Le canola est le plus à risque vis-à-vis de la cécidomyie du chou-fleur du stade rosette (BBCH 30) jusqu'au stade où les boutons floraux des inflorescences secondaires sont individuellement visibles, mais encore fermés (BBCH 58). Cependant, la surveillance est recommandée à partir des stades trois à quatre feuilles (BBCH 13-14); ces stades étant vulnérables à la cécidomyie du chou-fleur. Le dépistage des adultes se fait à l'aide de pièges triangulaires dotés d'une plaquette collante (remplacée une à deux fois par semaine) et d'une capsule de phéromone sexuelle (remplacée une fois aux quatre semaines). Au total, quatre pièges à phéromone sont installés par champ, dont deux en bordure et deux au centre, séparés d'au moins 50 m les uns des autres. Les pièges doivent être placés à la hauteur de la tête des plants et ajustés chaque semaine selon la croissance du canola. Le décompte des cécidomyies sur les pièges doit être fait deux fois par semaine pour optimiser le moment de l'intervention. L'identification des adultes devrait être validée par un spécialiste ([p. 94](#)), afin de ne pas les confondre avec d'autres moucheron. Le piégeage peut se limiter à la période couvrant les stades les plus à risque pour le canola (BBCH 30-58).

La présence de larves de cécidomyie du chou-fleur peut être décelée en fouillant attentivement les nouveaux points de croissance ou en sectionnant en deux les boutons floraux en formation des plants suspectés d'une infestation. Une autre méthode consiste à placer les points de croissance symptomatiques dans un sac de plastique noir laissé au soleil quelques heures afin de déloger les larves sous l'effet de la chaleur. Les larves sont visibles à l'œil nu ou à l'aide d'une loupe dans les points de croissance ou contre le plastique noir.

Seuil économique

Aucun seuil économique d'intervention n'a été établi pour le Québec. Le seuil fourni ici demeure provisoire et est fondé sur l'état actuel de la recherche. Le seuil d'intervention serait de cinq cécidomyies du chou-fleur capturées par piège par jour (moyenne des quatre pièges) aux stades vulnérables du canola, mais sa validation est encore en cours, tant au Québec qu'en Ontario.

Options de lutte

Mesures préventives

Rotation des cultures

Les longues rotations sans crucifères (au moins trois ans) restent la méthode la plus efficace pour réduire les densités de cécidomyies qui survivent dans le sol. Les champs semés en canola doivent être éloignés le plus possible des champs de canola de l'année précédente afin de limiter les risques d'infestation.

Date de semis

Semer hâtivement, mais dans des conditions qui favorisent une germination et une levée rapide et uniforme du canola (préparation du lit de semence, profondeur de semis, vitesse de semis, température et humidité du sol, etc.), afin que les premiers stades végétatifs, particulièrement susceptibles à la cécidomyie du chou-fleur, soient dépassés avant que les premières générations de l'insecte émergent.



Il ne faut pas semer trop tôt pour éviter les dommages par les altises ([p. 16](#)) et/ou le charançon de la silique ([p. 24](#)).

Gestion des mauvaises herbes

Le contrôle des mauvaises herbes de la famille des Brassicaceae (moutarde sauvage, moutarde des champs, tabouret des champs) en bordure ou à proximité du champ, et du canola volontaire, minimise la disponibilité d'hôtes alternatifs dans le paysage.

Lutte biologique

Aucun agent de lutte biologique n'est actuellement commercialisé contre la cécidomyie du chou-fleur. Toutefois, préserver les populations d'ennemis naturels ou de prédateurs est bénéfique à son contrôle.

Lutte chimique

Les insecticides foliaires sont des outils de lutte contre la cécidomyie du chou-fleur, mais ils ne suffisent généralement pas à contrôler les populations durant toute la saison de croissance. La majorité des traitements insecticides visent principalement à contrôler les populations adultes de cécidomyie du chou-fleur par contact. Ces insecticides n'ont pas d'effet systémique et sont donc inefficaces contre les larves qui se nourrissent à l'intérieur des boutons floraux. D'autres insecticides, offrant une activité translaminare (qui traverse les feuilles), peuvent agir sur les œufs, les premiers stades larvaires et réduire également l'activité des adultes. Afin de déterminer quand un traitement insecticide doit être réalisé, il est important de suivre les populations d'adultes par piégeage pour savoir si elles augmentent durant la période la plus critique pour le canola. Les stades végétatifs au cours desquels se forment les premiers points de croissance (BBCH 30-50) sont les plus importants à protéger. À ces stades, si un traitement insecticide est prévu, il est essentiel de le faire lorsque les résultats de piégeage démontrent des populations en augmentation et avant que les dommages aux plants dus à l'alimentation des larves ne soient visibles. Puisque les adultes ne vivent que quelques jours et que la reproduction ainsi que la ponte se font très rapidement, il devient encore plus important de synchroniser les traitements insecticides avec les stades vulnérables du canola. Afin d'optimiser l'efficacité du traitement et de contrôler le plus d'adultes possible, l'application doit se faire dans les cinq heures suivant l'aube, car c'est la période durant laquelle les adultes sont les plus actifs pour la reproduction. Dans certains cas, et dans le but de limiter l'utilisation d'insecticides, il peut être justifié de réaliser un traitement uniquement en bordure de champ puisque la densité de cécidomyies du chou-fleur y est généralement plus importante. Les autres facteurs de risque doivent être pris en compte dans la décision d'effectuer un traitement insecticide (historique des dommages, date de semis, etc.). Il est à noter que l'impact de la cécidomyie du chou-fleur sur les rendements du canola et la rentabilité des traitements insecticides ne sont, jusqu'à maintenant, pas encore connus. De plus, le canola a la capacité de compenser les dommages causés par ce ravageur dans les zones à faible densité de plants, lui permettant d'accroître la production de siliques et de se ramifier.



Charançon de la silique (*Cabbage seedpod weevil*)

Ceutorhynchus obstrictus (Marsham)

Ordre : Coleoptera

Famille : Curculionidae

Hôtes

Plusieurs plantes de la famille des Brassicaceae lui servent d'hôtes. Les « vrais hôtes » sont les plantes qui produisent des gousses permettant le développement des larves (canola, moutarde brune et moutarde des champs), alors que les « faux hôtes » sont les plantes utilisées uniquement comme source d'alimentation, notamment le pollen, par les adultes (crucifères maraîchères, sagesse-des-chirurgiens, tabouret des champs et cranson dravier).

Identification

Larve

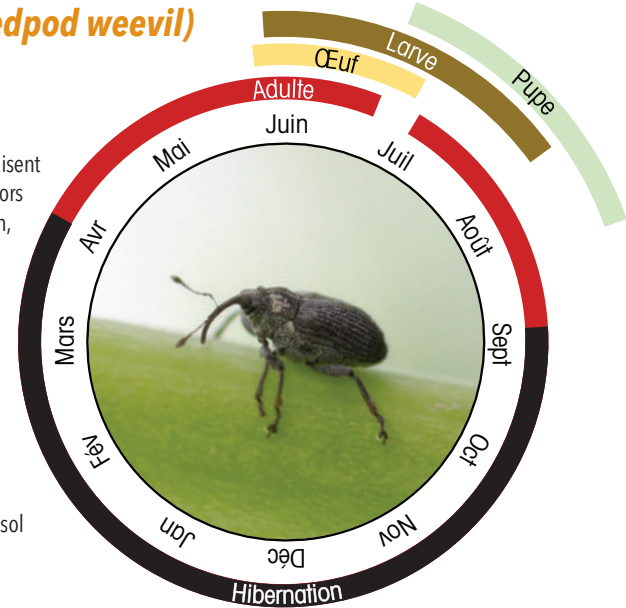
De 5 à 6 mm de longueur et 1 à 2 mm de largeur à maturité. Elle possède une tête arrondie jaune à brune et un corps blanc crème, dépourvu de pattes, légèrement incurvé ventralement. La larve est uniquement visible dans les siliques.

Adulte

De 3 à 4 mm de long. Il est noir, mais peut paraître gris du fait de sa pilosité. Il possède un long rostre (prolongement rigide de la tête) caractéristique qui est courbé et porte les antennes. L'adulte tombe au sol et simule une mort lorsque dérangé, mais il redevient actif après quelques secondes.

Cycle de vie

Les adultes passent l'hiver dans le sol sous la litière des feuilles, dans les sous-bois ou les fossés en bordure de champs de canola. Au printemps, lorsque la température du sol atteint 15 °C à cinq centimètres de profondeur, les adultes sortent d'hibernation puis volent à la recherche de mauvaises herbes à floraison précoce de la famille des Brassicaceae. Les adultes se dirigent ensuite dans les champs de canola, du stade boutons floraux (BBCH 50) jusqu'aux premiers stades de la floraison (BBCH 62), pour se nourrir de pollen, de nectar, de bourgeons et de tiges et pour se reproduire. La femelle pond jusqu'à 50 œufs au cours de sa vie et la grande majorité est pondue peu après la floraison, alors que les gousses sont encore en développement. Les œufs éclosent après 8 à 10 jours, et la larve se développe durant six à sept semaines en se nourrissant des grains en formation. À maturité, la larve troue la silique afin d'en sortir puis s'enfouit dans le sol pour se transformer en adulte (pupaison). Après une dizaine de jours, les adultes émergent et se nourrissent de canola. À la fin de l'été, ces derniers migrent aux abords des champs pour entrer en hibernation. L'espèce fait une seule génération par année.



Dommmages

Larves

Elles causent la majorité des dommages à la culture en mangeant jusqu'à six grains par silique tout au long de leur développement. Lorsque les grains intacts grossissent et mûrissent, les siliques infestées ont tendance à se déformer aux endroits où les grains sont manquants. Les siliques affectées mûrissent plus vite et sont également prédisposées à l'éclatement prématuré. Les trous de sortie peuvent être une voie d'entrée pour les pathogènes.

Adultes

Ils provoquent l'avortement des boutons floraux en se nourrissant de ces derniers, causant des pertes de rendement. Par la suite, ils s'alimentent des fleurs, des tiges et des siliques, mais principalement de pollen. Les adultes occasionnent rarement des pertes de rendement puisque le canola compense généralement les dommages ayant eu lieu avant la floraison.

Espèces semblables

Le charançon de la silique peut être confondu avec le mélégièthe des crucifères ([p. 36](#)) ou l'altise des crucifères ([p. 16](#)) lors des dépistages réalisés par filet fauchoir puisqu'ils peuvent aussi être présents au moment de la floraison. Le charançon de la silique est facilement identifiable par son long rostre en forme de trompe, le mélégièthe par l'extrémité des antennes en forme de massue et enfin l'altise, par son reflet bleu-vert métallique et sa taille plus petite.

Ennemis naturels

Tous les stades de développement du charançon de la silique sont attaqués par plus d'une quinzaine de guêpes parasitoïdes ([p. 78](#)), mais le stade larvaire est le stade privilégié. Au Québec, l'espèce *Trichomalus perfectus* (Walker) est la plus répandue. Les carabes ([p. 70](#)) peuvent aussi s'attaquer au charançon de la silique par la prédation des larves qui tombent au sol pour effectuer leur stade de pupaison. Le seuil économique d'intervention n'est que rarement atteint au Québec en raison de la présence de plusieurs ennemis naturels du charançon de la silique et de l'abondance des parasitoïdes, se traduisant par des taux de parasitisme relativement importants.

Surveillance/dépistage

La surveillance est recommandée à partir de l'apparition des premiers boutons floraux (BBCH 50) jusqu'à la fin de la floraison (BBCH 69). Les premiers champs semés ou arrivant tôt à floraison sont les plus attractifs pour les adultes. Le dépistage s'effectue à l'aide d'un filet fauchoir aux stades 10-20 % de la floraison (BBCH 61-62), à cinq stations aléatoires dans le champ, en réalisant 10 coups de filet à chaque station. Les adultes sont dénombrés à chaque station puis la moyenne est calculée. Les stations doivent être réparties de la bordure au centre du champ afin d'être représentatives du champ.



L'observation des dommages aux siliques doit être effectuée le plus tôt possible après l'andainage ou lorsque les siliques sont matures (BBCH 89) afin d'anticiper d'éventuelles pertes économiques. Pour ce faire, 200 siliques sont récoltées sur toute la longueur et la largeur du champ le long d'un patron en forme de «W» afin d'avoir un échantillonnage représentatif. Chaque silique est observée pour dénombrer celles qui ont des trous. Ce nombre est ensuite divisé par deux pour obtenir le pourcentage de siliques endommagées.

Seuil économique

Le seuil d'intervention est de deux à quatre adultes par coup de filet fauchoir (20 à 40 adultes par 10 coups de filet fauchoir) aux stades 10-20 % de la floraison (BBCH 61-62). Un impact économique peut être anticipé à partir d'un seuil de 25 % de siliques endommagées.

Options de lutte

Mesures préventives

Variétés tolérantes

Les génotypes de canola dérivant de *Brassica rapa* L. (canola de type polonais) semblent être les plus susceptibles au charançon de la silique, alors que ceux dérivant de *Brassica napus* L. (canola de type argentin) et *Brassica juncea* (L.) Czern (moutarde d'Inde) sont similaires en termes de sensibilité. La moutarde blanche (*Sinapis alba* L.) résiste mieux au charançon de la silique. Des gènes de cette plante ont d'ailleurs été transférés dans des hybrides de canola ce qui semble diminuer leur sensibilité en réduisant l'attaque des adultes et le nombre de larves complétant leur cycle de développement. Ces variétés tolérantes sont encore en développement et ne sont actuellement pas disponibles au Québec.

Conditions de semis

Semer dans des conditions qui favorisent une germination et une levée rapide et uniforme du canola (préparation du lit de semence, profondeur de semis, vitesse de semis, température et humidité du sol, etc.) permet d'éviter une floraison inégale qui s'étalerait dans le temps et qui augmenterait la période à risque pour la culture.

Date de semis

Les champs semés tôt en saison sont plus à risque d'une infestation par le charançon de la silique, car ils sont les premiers champs à fleurir et sont les plus attractifs pour les adultes à la recherche d'une plante hôte pour pondre. Ces mêmes champs pourraient également souffrir de dommages causés par les altises ([p. 16](#)), alors qu'un semis tardif pourrait bénéficier à la cécidomyie du chou-fleur ([p. 20](#)).



Culture-piège

Cette méthode consiste à semer en bordure du champ une variété de canola plus hâtive ou à semer cette section avec la même variété, mais 7 à 10 jours plus tôt que le reste du champ. Lors de leur migration vers le champ, la culture-piège concentre les charançons, permettant ainsi de traiter uniquement cette zone lorsque le seuil d'intervention est atteint. En plus de réduire les coûts des insecticides appliqués seulement à la culture-piège, son utilisation protège également les ennemis naturels et les pollinisateurs présents à l'intérieur du champ et réduit l'impact sur l'environnement. Cette technique a montré ses effets dans l'Ouest canadien pour les champs de grandes superficies et serait à valider selon la configuration des champs au Québec.

Gestion des mauvaises herbes

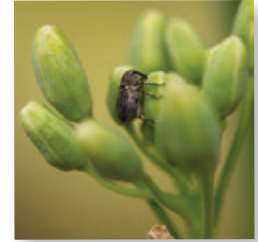
Le contrôle des mauvaises herbes de la famille des Brassicaceae (moutarde des champs, tabouret des champs) et du canola volontaire servant d'hôtes au charançon diminue le risque d'infestation par ce ravageur.

Lutte biologique

Aucun agent de lutte biologique n'est actuellement commercialisé contre le charançon de la silique. Cependant, préserver les populations d'ennemis naturels ou de prédateurs du charançon de la silique aide à maintenir les populations de ce ravageur à un niveau acceptable.

Lutte chimique

Le moment de l'application d'un insecticide est un facteur important dans l'efficacité de ce dernier. Il vise à protéger les gousses nouvellement formées et en développement en empêchant les adultes d'y pondre. Une pulvérisation est généralement recommandée lorsque la culture a atteint 10-20 % de la floraison (BBCH 61-62), en présence d'adultes (durant le pic de migration), et si le seuil d'intervention est atteint. Les pertes de rendement occasionnées par l'écrasement des plants dû au passage du pulvérisateur sont aussi à considérer selon la valeur de la récolte avant d'intervenir avec un insecticide lorsque la pulvérisation se fait à un stade plus avancé.



Fausse-teigne des crucifères (*Diamondback moth*)

Plutella xylostella (Linnaeus)

Ordre : Lepidoptera

Famille : Plutellidae

Hôtes

Plusieurs plantes cultivées (canola, brocoli, chou de Bruxelles, chou, chou-fleur, moutarde, raifort, radis, navet, etc.) et mauvaises herbes de la famille des Brassicaceae (tabouret des champs, bourse-à-pasteur, etc.) lui servent d'hôtes.

Identification

Larve

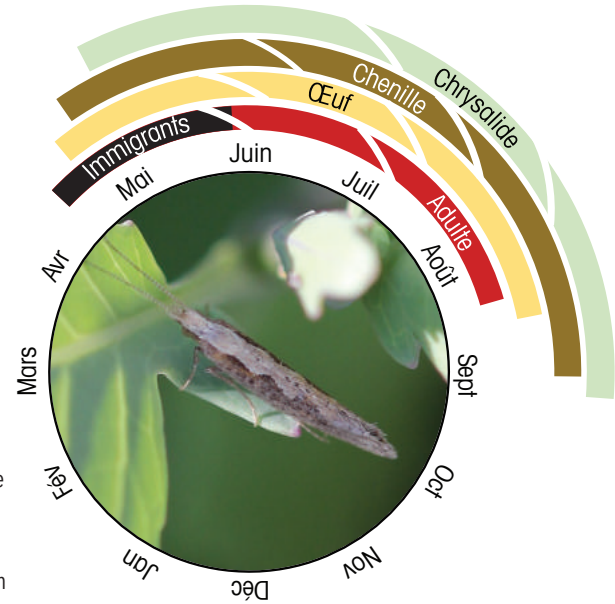
De 12 à 15 mm de longueur à maturité. Elle est vert pâle à grisâtre et sa tête est brun orangé. Le corps a des extrémités fuselées et présente des petites taches noires avec des soies. L'extrémité basale du corps est en forme de «V», dû à la présence de la dernière paire de fausses pattes. Lorsque dérangée, la larve se tortille rapidement et se laisse pendre par un fil de soie.

Chrysalide

De 7 à 9 mm de long, fusiforme et de couleur variant du blanc au vert jaunâtre. Elle est enveloppée de fins fils de soie tissés constituant le cocon.

Adulte

De 8 à 12 mm de long avec une envergure de 15 à 20 mm. C'est un petit papillon nocturne aux ailes brun grisâtre avec des motifs blanc crème à jaune brun en forme de losanges (diamants) le long de la ligne médiane. Au repos, l'adulte est très allongé, le bout des ailes est frangé (présence de poils) et les antennes sont presque aussi longues que le corps.



Cycle de vie

Les adultes migrent au printemps à partir du sud des États-Unis en suivant les vents. Lors de journées chaudes, ensoleillées et peu venteuses, les adultes sont particulièrement actifs et la ponte est stimulée. Les femelles pondent de 30 à 200 œufs, par groupes de deux ou trois, sur la face supérieure des feuilles des Brassicaceae sauvages ou cultivées. Les œufs éclosent quatre à huit jours après la ponte et les jeunes larves commencent à s'alimenter en grignotant la surface des feuilles, alors que les plus âgées s'alimentent sur la face inférieure des feuilles. Après une quinzaine de jours, la larve mature forme un cocon très fin sur la surface inférieure des feuilles ou sur la tige et les siliques. Le papillon adulte émerge après environ une semaine et est très actif au crépuscule. Le temps moyen de développement de l'œuf jusqu'à l'adulte est de 25 à 30 jours et l'insecte produit au moins deux générations par année. L'espèce ne survit pas aux premiers gels et n'hiverne donc pas au Québec.

Dommmages

Larves

Lorsqu'elles sont jeunes, elles creusent la surface inférieure des feuilles, laissant de petites galeries blanches visibles à travers l'épiderme, puis mangent ensuite le tissu foliaire de l'épiderme inférieur. L'épiderme supérieur peut rester intact bien que le tissu foliaire inférieur soit mangé, donnant une couleur argentée au feuillage atteint. Lors de fortes infestations, la défoliation peut être complète, ne laissant visibles que les nervures. Les stades floraison (BBCH 60-69) et formation des gousses (BBCH 70-79) sont plus sensibles aux dommages de fausse-teigne des crucifères, notamment si elles s'attaquent aux fleurs. Elles peuvent également grignoter l'écorce des siliques, ce qui peut parfois retarder la maturité et affecter le rendement et la qualité des grains. Au Québec, ce niveau de dommages est rarement observé et ces derniers se limitent bien souvent à un problème d'ordre esthétique.

Adultes

Ils ne causent aucun dommage, puisqu'ils se nourrissent de nectar.

Espèces semblables

La larve de fausse-teigne des crucifères peut être confondue avec celle de la piéride du chou ([p. 44](#)), mais le comportement typique de la fausse-teigne des crucifères (se tortiller et se pendre au bout d'un fil de soie lorsque dérangée) permet de les différencier.



Ennemis naturels

Bien qu'ils soient non spécifiques à la fausse-teigne des crucifères, les mouches (p. 78), les chrysope (p. 74), les punaises (p. 82), les carabes (p. 70), les araignées et les oiseaux peuvent exercer une certaine prédation sur les larves. Certaines guêpes parasitoïdes (p. 78) peuvent aussi contrôler efficacement la fausse-teigne. Par exemple, certaines espèces du genre *Diadromus* pondent leurs œufs dans les stades préchrysalide et chrysalide de la fausse-teigne des crucifères, alors que *Diadegma insulare* (Cresson) les pond dans les larves.

Surveillance/dépistage

Une surveillance est recommandée à partir de la première apparition des boutons floraux (BBCH 50). Le dépistage des adultes se fait à l'aide de pièges à phéromone ou par filet fauchoir. Cependant, il n'existe pour le moment aucune corrélation entre le nombre de papillons piégés par les pièges à phéromone ou par filet fauchoir et celui des larves. En effet, l'abondance d'adultes peut parfois paraître très élevée, mais en réalité, le dépistage des larves peut déceler des abondances bien en deçà des seuils d'intervention. Le dépistage des adultes renseigne donc sur la présence du ravageur et sur la nécessité d'effectuer un dépistage des larves.

Le dépistage des larves se fait par battage des plants dans 5 à 10 stations bien réparties dans le champ. À chaque station, les plants sont prélevés sur 0,1 m² (32 cm x 32 cm), secoués sur une surface lisse, un tissu ou un carton, afin de déloger et de récupérer les larves avant d'effectuer leur décompte. La moyenne des décomptes des 5 à 10 stations est ensuite calculée et le résultat obtenu est multiplié par 10 afin d'obtenir une valeur en mètre carré.

Seuil économique

Le seuil économique d'intervention est basé uniquement sur l'abondance de larves et varie selon le stade de la culture. Du stade végétatif à la floraison (BBCH 30-69), le seuil économique est de 100 à 150 larves/m² (~1-2 larves/plant), alors qu'il est de 200 à 300 larves/m² (~2-3 larves/plant) du stade fin de la floraison au début de la maturation des siliques (BBCH 69-80).

Options de lutte

Mesures préventives

Variétés tolérantes

Certains génotypes de canola peuvent fortement affecter les paramètres de vie de la fausse-teigne des crucifères (temps de développement, longévité des adultes, taux de survie, fécondité, etc.). Néanmoins, il faut faire attention, car certains génotypes de canola présentant une tolérance à la fausse-teigne des crucifères peuvent être sensibles à d'autres ravageurs du canola. Ces variétés tolérantes ne sont actuellement pas disponibles au Québec.



Gestion des mauvaises herbes

Le contrôle des mauvaises herbes de la famille des Brassicaceae (moutarde des champs, tabouret des champs) et du canola volontaire servant d'hôtes diminue l'établissement de la génération migrante de la fausse-teigne des crucifères.

Fertilisation

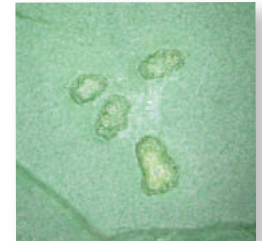
Les composés soufrés contenus dans les plantes semblent très attractifs pour la fausse-teigne des crucifères. La fertilisation soufrée du canola doit respecter les recommandations en se basant sur des analyses de sol et être équilibrée afin de ne pas augmenter l'attractivité des femelles prêtes à pondre.

Lutte biologique

Un produit à base de *Bacillus thuringiensis* var. *aizawai* (Bta) est disponible pour lutter contre la fausse-teigne des crucifères. Les bactéries du sol *Bacillus thuringiensis* produisent naturellement des protéines toxiques qui, une fois ingérées par l'insecte, détruisent son tube digestif et entraînent sa mort. Ces toxines sont mortelles pour plusieurs espèces d'insectes nuisibles. Par ailleurs, préserver les populations d'ennemis naturels ou de prédateurs de la fausse-teigne des crucifères aide aussi à maintenir les populations de ce ravageur à un niveau acceptable.

Lutte chimique

Puisque le canola est capable de tolérer un certain niveau de défoliation, l'application d'insecticide doit être uniquement faite lors du dépassement des seuils économiques. Généralement, les populations de parasitoïdes ([p. 78](#)) contrôlent naturellement la fausse-teigne des crucifères et une intervention peut leur nuire. Si un traitement est nécessaire, des insecticides spécifiques doivent être privilégiés afin d'éviter les effets sur les insectes non ciblés. L'application doit aussi être réalisée au stade sensible (larve de premier stade). Il est à noter que ce ravageur développe rapidement une résistance aux insecticides. Il est donc important de faire la rotation des matières actives. De plus, ce ravageur semble très peu problématique au Québec en comparaison à ce qu'il représente pour la culture de canola dans l'Ouest canadien. La rentabilité des traitements insecticides contre ce ravageur n'est pas connue pour le Québec.



Limaces (*Slugs*)

Deroceras reticulatum (Müller) – Limace grise (*Grey field slug*)

Arion hortensis (Férussac) – Limace des jardins (*Garden slug*)

Arion fasciatus (Nilsson) – Limace à bande (*Banded slug*)

Ordre : Gastropoda

Famille : Agriolimacidae, Arionidae

Hôtes

Les cultures maraîchères, mais aussi les grandes cultures, dont le soya, le canola, et dans une moindre mesure, le maïs, les céréales et les cultures fourragères, lui servent d'hôtes.

Identification

Larve

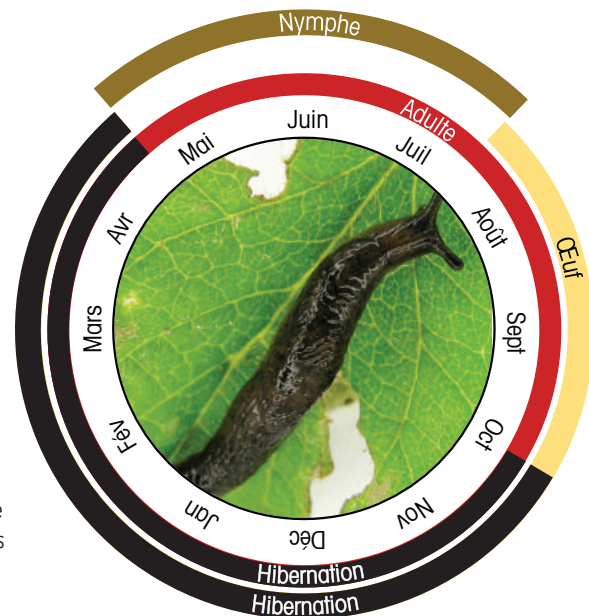
Elle ressemble à l'adulte, mais elle est plus petite et sa coloration est bleutée à violacée.

Adulte

De 25 à 50 mm de long. Le corps est mou, sans pattes, et recouvert de mucus lui permettant de lutter contre la déshydratation. Il est brunâtre-gris à beige, avec ou sans motifs. La tête possède deux paires de tentacules rétractables dont l'une d'elles porte les yeux.

Cycle de vie

Les limaces hibernent aux stades d'œuf et d'adulte. Elles sont actives pendant les périodes fraîches et humides au printemps et à l'automne. Au printemps, les œufs éclosent lorsque les conditions d'humidité sont bonnes et que la température atteint 5 °C. Les jeunes larves et les adultes sortant d'hibernation se nourrissent des graines en germination, des plants en émergence, mais aussi des feuilles des plants plus âgés. Elles peuvent ingérer jusqu'à la moitié de leur poids et parcourir jusqu'à trois mètres en une journée. La maturité sexuelle est atteinte après trois à quatre mois et comme elles sont hermaphrodites, elles peuvent s'autoféconder ou se féconder les unes avec les autres. D'août à octobre, les limaces pondent leurs œufs en amas dans les fentes du sol et environ 300 œufs peuvent être pondus par individu. Leur durée de vie est de 9 à 13 mois et il n'y a qu'une seule génération par année. Toutefois, deux types de populations coexistent : une qui arrive à maturité au printemps et l'autre à l'automne.



Dommages

Larves et adultes

Les limaces peuvent nuire à la culture de canola de l'émergence (BBCH 00) au stade trois ou quatre feuilles (BBCH 13-14). Généralement, les dommages s'identifient par des feuilles déchirées, des plants coupés au niveau des points de croissance, des manques à la levée ou une diminution du peuplement. Lors de l'émergence de la culture, les plants dont les cotylédons sont grignotés ne peuvent pas survivre, ce qui conduit à une perte totale de ces plants. Au stade plantule (BBCH 11-14), les plants de canola peuvent supporter jusqu'à 25 % de défoliation. Cependant, les dommages peuvent varier selon la croissance des plants et risquent d'être plus importants si les jeunes feuilles sont mangées plutôt que les feuilles plus âgées. Lors du développement végétatif, le canola est moins vulnérable aux limaces et les plants peuvent supporter jusqu'à 50 % de défoliation. Par ailleurs, le canola peut compenser la perte de plants individuels par un développement plus important des plants voisins (plus de tiges secondaires). À noter que les dommages peuvent progresser très rapidement et devenir importants, notamment dans les champs à risque et lorsque les conditions sont propices aux limaces (températures fraîches et humides, sols lourds, semis direct avec présence de résidus, etc.).

Ennemis naturels

Les carabes ([p. 70](#)) sont les principaux prédateurs des limaces. *Pterostichus melanarius* (Illiger), espèce dominante dans les champs du Québec, est capable de localiser et de manger les limaces de petites tailles. Les plus grosses espèces de carabes appartenant au genre *Carabus* s'attaquent aux limaces de plus grosses tailles. Certains nématodes peuvent également contrôler les limaces. Les oiseaux et autres petits mammifères exercent aussi une certaine pression sur ces ravageurs.

Surveillance/dépistage

Les limaces peuvent être très nuisibles du semis (BBCH 00) jusqu'au stade trois ou quatre feuilles (BBCH 13-14). Leur présence peut être décelée par les dommages qu'elles occasionnent, mais aussi par les traînées de mucus qu'elles laissent au sol ou sur les feuilles. Le dépistage des limaces à l'aide de pièges refuges peut être réalisé au printemps, ou à l'automne. Le dépistage à l'automne permet de mettre en place des méthodes de lutte préventives afin de limiter les problèmes au printemps suivant. Au total, 10 à 15 pièges refuges de 0,1 m² (32 cm x 32 cm) répartis dans le champ donnent une bonne approximation de la population de limaces à l'échelle du champ. Le décompte des limaces adultes et juvéniles présentes sous les pièges se fait une fois par semaine pendant la période sensible de la culture. La moyenne est calculée pour les 10 à 15 stations et le résultat est multiplié par 10 afin d'obtenir la valeur par mètre carré. Les décomptes doivent se faire préférentiellement le matin ou le soir afin de s'assurer que les limaces soient présentes.



Seuil économique

Les limaces restent des ravageurs occasionnels et aucun seuil économique d'intervention n'a été établi pour le Québec. En Australie et en Europe, des seuils économiques d'au moins 1 à 2 limaces/m² présentes lors des stades sensibles (BBCH 00-14) sont utilisés dans la culture de canola et de colza. Il faut considérer le stade du canola et le pourcentage de défoliation pouvant être supporté par la culture avant d'intervenir (voir la section Dommages ci-haut).

Options de lutte

Mesures préventives

Conditions de semis

Semer dans des conditions qui favorisent une germination et une levée rapide et uniforme du canola (préparation du lit de semence, profondeur de semis, vitesse de semis, température et humidité du sol, etc.) diminue la période à risque de la culture. Le roulage après le semis, de même qu'un bon ajustement des roues tasseuses des semoirs, permet un meilleur contact entre le sol et la semence, afin d'en limiter l'accès aux limaces.

Date de semis

Dans les champs à risque, un semis hâtif, avant que les œufs éclosent et que les limaces ne deviennent actives, réduirait les dommages, mais rendrait la culture plus vulnérable aux altises ([p. 16](#)) ou au charançon de la silique ([p. 24](#)) plus tard en saison.

Travail de sol

Les champs récemment convertis en travail réduit ou en semis direct, ainsi que les sols lourds sont plus à risque. Le travail de sol réduit la présence et les dommages de limaces, mais en contrepartie, il affecte l'établissement des prédateurs naturels comme les carabes ([p. 70](#)). Quelques années sont nécessaires avant d'atteindre un équilibre entre les populations de limaces et celles des prédateurs naturels.

Historique d'infestation

Il s'agit d'un important facteur de risque et si les dommages causés par les limaces sont majeurs, le changement de travail de sol (labour ou travail réduit) réduit les populations.



Gestion des résidus de culture

Les champs présentant d'importantes quantités de résidus de culture, particulièrement en semis direct, sont plus à risque, car ils retiennent l'humidité et favorisent la multiplication et l'activité des limaces. Lors de la récolte, il faut donc s'assurer que les résidus de culture soient répartis de la manière la plus uniforme possible dans le champ (et non sous forme d'andains) afin de diminuer les risques.

Lutte biologique

Aucun agent de lutte biologique n'est actuellement commercialisé contre les limaces. Cependant, préserver les populations d'ennemis naturels ou de prédateurs est bénéfique au contrôle des limaces.

Lutte chimique

Un biopesticide sous forme de granulés à base d'EDTA de sodium et de fer (III) est disponible contre les limaces. Ces granulés sont attractifs pour les limaces et lorsqu'ingérés, ils agissent comme un poison et conduisent à leur déshydratation. Un dépistage permet de déterminer les superficies infestées afin d'appliquer le traitement uniquement dans les zones problématiques. Par contre, ce moyen de lutte est dispendieux et n'est généralement pas nécessaire ni rentable. De plus, l'efficacité du produit est temporaire et dépend de la température, de l'humidité, de l'uniformité d'application et de l'activité des limaces.



Méligèthe des crucifères (*Pollen beetle, Bronzed blossom*)

Brassicogethes viridescens (Fabricius) (syn. *Meligethes viridescens*)
Ordre : Coleoptera Famille : Nitidulidae

Hôtes

Plusieurs espèces de Brassicaceae dont le canola, la moutarde, le chou, le radis et les mauvaises herbes de la famille des Brassicaceae (tabouret des champs, moutarde sauvage, etc.) lui servent d'hôtes.

Identification

Larve

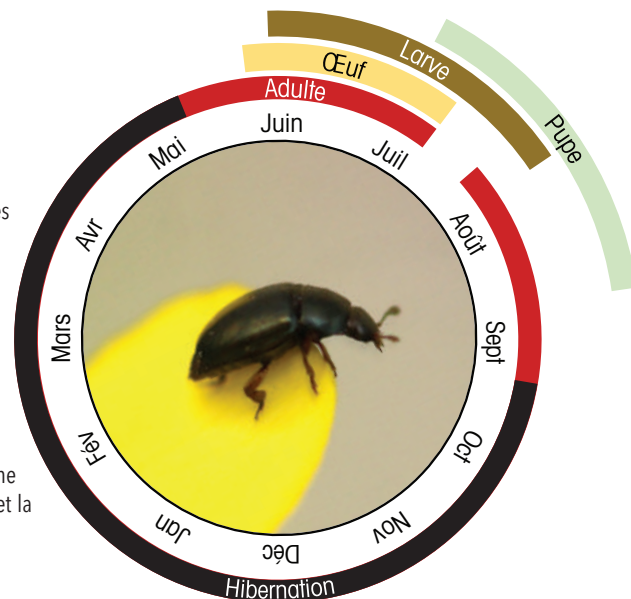
De 1,5 à 4 mm de longueur. Le corps est blanc crème à blanc grisâtre avec deux à trois petites taches brunes et rondes sur chacun des segments. Elle possède trois paires de pattes courtes et brunes et une tête brun foncé. Son développement passe par deux stades larvaires.

Adulte

De 1,5 à 2,5 mm de long, ovale, noir avec des reflets métalliques verts bleutés. Le corps est parsemé d'une fine ponctuation et l'extrémité des antennes est en forme de massue. Les pièces buccales, les pattes et la base des antennes sont légèrement jaunes brunâtres.

Cycle de vie

Le méligèthe des crucifères hiberne au stade adulte dans les premiers centimètres du sol, sous les débris de culture et aux abords des champs, dans les haies et les boisés. Au printemps, les adultes reprennent leur activité lorsque la température du sol atteint 10 °C et s'alimentent de boutons et du pollen des Brassicaceae proches de leur site d'hibernation. Lorsque la température atteint 15 °C, l'activité de vol est stimulée et les adultes partent à la recherche de plantes hôtes pour la ponte. Cette migration coïncide généralement avec le stade de formation des boutons floraux dans le canola (BBCH 50-59). Après l'accouplement, la femelle grignote la base des boutons floraux pour y déposer deux à trois œufs à l'intérieur. Elle peut pondre de 200 à 250 œufs au cours de sa vie. L'œuf éclot environ une semaine plus tard et la jeune larve se développe sur les bourgeons floraux et les fleurs. À maturité (trois à quatre semaines plus tard), la larve se laisse tomber puis s'enfouit dans le sol pour se transformer en adulte (pupaison). Après deux à trois semaines, les adultes nouvellement émergés se nourrissent de canola et de Brassicaceae encore en fleur. Au début de l'automne, ces adultes migrent aux abords des champs pour hiberner. L'espèce ne fait qu'une seule génération par année.



Dommmages

Larves et adultes

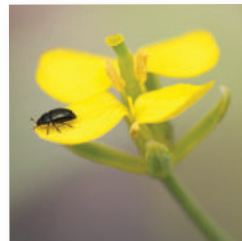
Les jeunes larves se nourrissent du pollen à l'intérieur des boutons floraux, alors que les larves plus âgées migrent vers d'autres boutons et s'alimentent du pollen sur les fleurs ouvertes. Les adultes s'alimentent du pollen des boutons et des fleurs en développement, causant des trous à leur base. Les dommages causés par ce ravageur conduisent à une pollinisation incomplète et/ou à une détérioration des boutons floraux. Ces derniers avortent, jaunissent, puis tombent au sol, ne laissant que le pédoncule. Les plantes affectées présentent alors des inflorescences et des siliques irrégulières, plus petites ou malformées. Une réduction du nombre de siliques et de la qualité des grains (p. ex. contenu en huile) peut également être observée. Des pertes de rendement allant jusqu'à 70 % ont été observées en Europe, lors de très fortes infestations. Des phénomènes de compensation (production de racèmes secondaires) peuvent être observés, mais les graines sont plus petites avec un retard de maturité.

Espèces semblables

Le méligèthe des crucifères peut être confondu avec le méligèthe du colza, *Brassicogethes aeneus* (Fabricius). Cependant, puisque le méligèthe du colza est actif à une température plus basse (11 °C), il émerge deux à trois semaines avant le méligèthe des crucifères, soit avant que la culture ne soit au stade le plus vulnérable. De plus, il est noir brillant avec des reflets métalliques plus estompés et la coloration jaune brunâtre au niveau des pièces buccales, des pattes et de la base des antennes est absente. Le méligèthe des crucifères peut aussi être confondu avec le charançon de la silique (p. 24) ou l'altise des crucifères (p. 16) lors des dépiستages réalisés par filet fauchoir puisqu'ils peuvent aussi être présents au moment de la floraison. Le charançon de la silique est facilement identifiable par son long rostre en forme de trompe, le méligèthe par l'extrémité des antennes en forme de massue et enfin l'altise, par son reflet bleu-vert métallique et sa taille plus petite.

Ennemis naturels

Comme une partie du cycle de développement des larves se fait dans les boutons et que les larves matures s'enfouissent dans le sol pour se transformer en adulte (pupaison), ces dernières sont moins accessibles aux prédateurs. Néanmoins, des parasitoïdes (p. 78) et des prédateurs tels que des araignées ou des carabes (p. 70) sont rapportés en Europe. En revanche, aucune information n'existe sur leur présence au Québec ou en Amérique du Nord ainsi que sur leur efficacité, mais il est possible que les espèces de carabes indigènes exercent un certain contrôle.



Surveillance/dépistage

La période sensible du canola se situe du stade boutons (BBCH 50), soit le stade auquel les adultes pondent et les larves commencent à s'alimenter à l'intérieur des boutons, jusqu'au stade début à mi-floraison (BBCH 60-65). La culture est hors de danger lorsqu'elle est en pleine floraison (BBCH 65), car les adultes délaissent les boutons pour migrer vers les premières fleurs ouvertes afin de se nourrir de pollen libre. Le dépistage se fait aux cinq à sept jours durant la période sensible par comptage (dépistage visuel ou battage des plants) ou par la méthode du filet fauchoir. Pour le dépistage visuel, le nombre de méligèthes par plant est compté ou un plant est secoué dans un récipient ou sur un drap avant de les dénombrer. En suivant cette procédure, 5 à 10 plants sont dépistés dans cinq stations réparties de la bordure jusqu'au centre du champ puis la moyenne par plant est calculée. Le nombre de plants par mètre carré est déterminé et la moyenne est ensuite comparée au seuil. Pour le dépistage par filet fauchoir, 10 coups de filet sont réalisés à chaque station pour un total de cinq stations réparties de la bordure jusqu'au centre du champ. Les adultes sont dénombrés à chaque station et la moyenne est ensuite calculée.

Seuil économique

Aucun seuil économique d'intervention n'a été établi pour le Québec ou même l'Amérique du Nord. En Europe, un seuil de 25 méligèthes/plant (9 130 méligèthes/10 coups de filet) est suggéré lorsque la densité est de 30 plants/m² alors qu'il est de 7 méligèthes/plant (6 000 méligèthes/10 coups de filet) pour une densité supérieure à 70 plants/m². Les seuils de 18 et 11 méligèthes/plant (8 770 et 8 040 méligèthes/10 coups de filet) sont suggérés pour des densités de 30 à 50 et de 50 à 70 plants/m², respectivement. Les densités de population recensées au Québec entre 2011 et 2020 se sont maintenues largement en dessous de ces seuils.

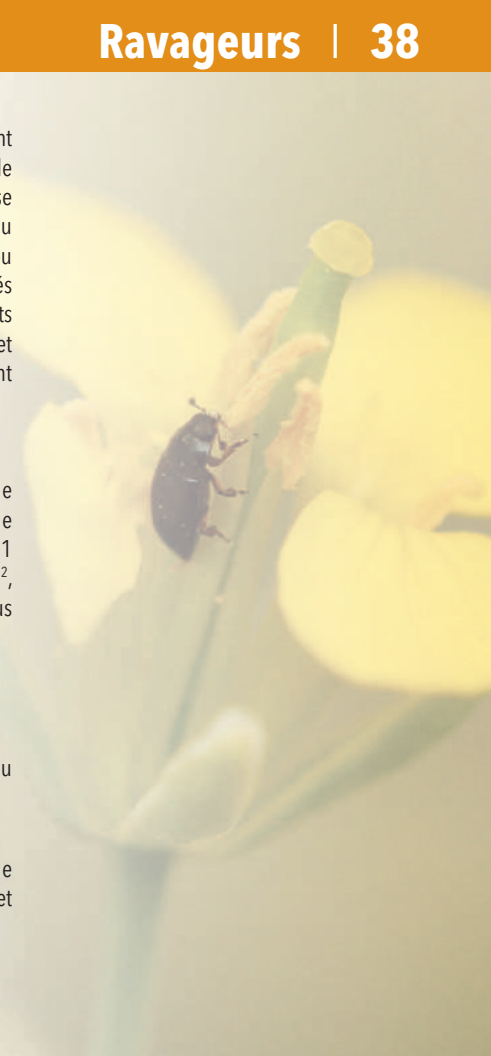
Options de lutte

Mesures préventives

Comme il n'existe aucun moyen de lutte contre cet insecte, seules les mesures préventives peuvent aider à diminuer l'impact du ravageur dans le canola.

Conditions de semis

Semer dans des conditions qui favorisent une levée rapide et uniforme du canola (préparation du lit de semence, profondeur de semis, vitesse de semis, température et humidité du sol, etc.) permet d'éviter une floraison inégale qui s'étalerait dans le temps et qui augmenterait la période à risque pour la culture.



Culture-piège

L'utilisation de cette technique ([p. 18](#)) peut limiter les attaques de méligèthes lorsque les champs sont assez grands et les infestations sont moyennes. Comme aucun produit insecticide n'est actuellement homologué contre ce ravageur, la technique de traitement de la culture-piège contre le méligèthe pourrait être utilisée si des produits insecticides deviennent disponibles. Toutefois, il est important de rappeler que les seuils économiques sont élevés et n'ont jamais été atteints au Québec. De plus, la rentabilité de ces traitements insecticides n'est pas démontrée.

Gestion des mauvaises herbes

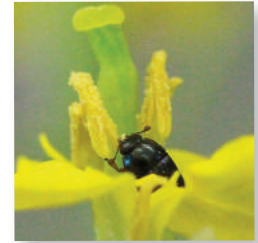
Le contrôle des mauvaises herbes de la famille des Brassicaceae (moutarde des champs, tabouret des champs, barbarée vulgaire, bourse-à-pasteur, radis sauvage, etc.) et du canola volontaire servant d'hôtes et de réservoirs pour le méligèthe des crucifères diminue le risque d'infestation par ce ravageur.

Lutte biologique

Aucun agent de lutte biologique n'est actuellement commercialisé contre le méligèthe des crucifères.

Lutte chimique

Aucun produit n'est actuellement homologué dans le canola au Canada contre ce ravageur.



Mouche du chou (*Cabbage maggot*)

Delia radicum (Linnaeus)

Ordre : Diptera Famille : Anthomyiidae

Hôtes

Les cultures maraîchères de la famille des Brassicaceae, et dans une moindre mesure, le canola, lui servent d'hôtes.

Identification

Larve

Jusqu'à 8 mm de longueur à maturité. Le corps est blanc crème, élané à l'avant et plutôt tronqué à l'arrière. Elle ne possède pas de pattes et l'extrémité de l'abdomen porte des tubercules non reliés à leur base. Les pièces buccales noires sont visibles par transparence au niveau de la tête.

Pupe

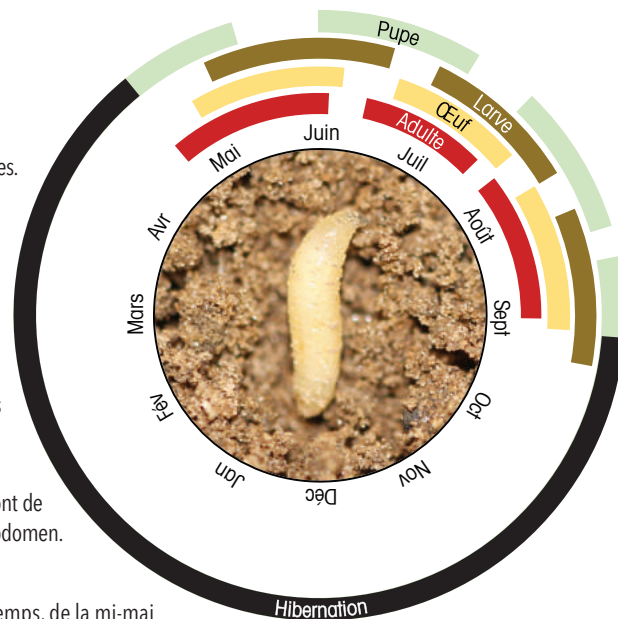
Jusqu'à 6 mm de long, ovale et brun rougeâtre, devenant plus foncée avant l'émergence. Les tubercules postérieurs de la larve sont toujours visibles (par transparence).

Adulte

De 6 à 8 mm de long, ressemblant à une mouche domestique. Le corps est gris pâle, le thorax et les pattes ont de longues soies noires et les yeux sont légèrement rougeâtres. Au repos, les ailes se chevauchent au-dessus de l'abdomen.

Cycle de vie

La mouche du chou hiberne dans le sol sous forme de pupes et la première génération émerge au printemps, de la mi-mai à la fin mai. L'accouplement a lieu quelques jours après l'émergence et la femelle peut pondre de 300 à 400 œufs au cours de sa vie (de la mi-mai à la fin juin). Les œufs sont pondus dans les fissures du sol, à proximité des plantes hôtes ou directement sur la base des tiges. Selon les conditions climatiques, les œufs éclosent après deux à sept jours puis les larves se déplacent vers le système racinaire de son hôte. Le développement larvaire dure environ trois semaines. À maturité, la larve s'enfonce dans le sol et se transforme en pupes pour commencer une nouvelle génération ou pour hiberner. Si le stade de pupes n'est pas interrompu par une diapause hivernale, celui-ci s'étend sur une période de deux à quatre semaines en fonction de la température. La mouche du chou produit de trois à quatre générations par année. Néanmoins, le nombre exact de générations est difficile à déterminer en raison de leur chevauchement puisque les individus d'une même génération n'émergent pas tous au même moment. Les différents stades de développement de l'insecte sont donc observables simultanément au champ.



Dommmages

Larves

Celles de première génération, issues des pupes ayant hiberné, causent d'importants dommages au printemps, principalement dans les cultures maraîchères. Les semences en germination et les jeunes plantules sont particulièrement à risque lors de longues périodes froides et humides. Les larves se développent en grignotant la surface des racines secondaires ou en creusant des galeries dans la racine principale lorsqu'elles sont plus âgées. Les racines de canola infestées sont plus foncées que les racines saines et les dommages associés à l'alimentation se traduisent par le jaunissement des feuilles inférieures, le flétrissement et le dépérissement des parties aériennes, et parfois la mort des plants, entraînant une diminution du peuplement. Les larves peuvent occasionnellement creuser des galeries au niveau de la tige ou du collet des plantules ou encore s'attaquer aux pétioles ainsi qu'au feuillage. Les lésions que les larves infligent créent également des portes d'entrée pour différents agents pathogènes et maladies.

Adultes

Ils ne causent aucun dommage, puisqu'ils se nourrissent de nectar.

Espèces semblables

La mouche du chou fait partie du complexe de mouches du genre *Delia* et elle est très difficile à différencier des autres espèces, dont la mouche des semis, *Delia platura* (Meigen), la mouche de l'oignon, *Delia antiqua* (Meigen) et la mouche granivore du haricot, *Delia florilega* (Zetterstedt). Dans la plupart des cas, l'identification à l'espèce des mouches du genre *Delia* est complexe et requiert des connaissances avancées en entomologie. Il est fortement recommandé de faire faire les identifications de spécimens par des spécialistes ([p. 94](#)) afin d'obtenir un diagnostic précis. Par ailleurs, les larves de la mouche du chou peuvent être confondues avec les larves de nitidules (Nitidulidae). Le principal élément distinctif est l'absence de pattes chez la mouche du chou contre trois paires de pattes chez la larve de nitidule.

Ennemis naturels

Différents ennemis naturels de la mouche du chou sont recensés tels que des guêpes parasitoïdes ([p. 78](#)). Certains prédateurs, comme des mouches [p. ex. *Coenosia tigrina* (Fabricius)], des carabes (p. ex. *Bembidion* spp.; [p. 70](#)) ou des staphylyns (p. ex. *Aleochara bilineata* Gyllenhaal; [p. 84](#)), peuvent jouer un rôle significatif dans la régulation des populations de diptères, notamment des mouches du genre *Delia* dans les cultures de la famille des Brassicaceae, en se nourrissant des œufs, des larves et des pupes. Des champignons entomopathogènes ([p. 72](#)), des nématodes et des bactéries peuvent également réguler les populations.



Surveillance/dépistage

La surveillance est notamment recommandée en début de saison, de la levée (BBCH 09) jusqu'au stade début rosette (BBCH 19). L'utilisation de pièges collants jaunes ou d'un filet fauchoir au printemps sont les méthodes les plus simples et efficaces pour piéger les adultes de la mouche du chou. Les pièges collants jaunes peuvent être positionnés dans les champs et changés une fois par semaine ou aux deux semaines, selon l'abondance d'insectes sur le piège. Néanmoins, ces deux techniques de piégeage renseignent uniquement sur la présence du ravageur et non sur le niveau d'infestation du champ, car la présence d'adultes ne signifie pas forcément que des dommages de larves soient observés.

Le dépistage des œufs et des larves dans le sol reste donc la meilleure méthode pour diagnostiquer une problématique liée à la mouche du chou. En début de saison, les zones avec des manques à la levée sont à vérifier en priorité. Une forte mortalité des plantules peut indiquer la présence de mouches du chou. Le dépistage se fait en déterrants quelques plants sur au moins cinq stations réparties dans le champ afin de vérifier la présence de larves ou de galeries sur les racines et la présence d'œufs et de pupes dans les trois centimètres de sol environnant les racines.

Seuil économique

Aucun seuil économique d'intervention n'a été établi pour le Québec ou même l'Amérique du Nord dans la culture de canola.

Options de lutte

Mesures préventives

Rotation des cultures

Lors de fortes infestations entraînant une perte de rendement, la rotation des cultures peut fournir une gestion efficace. Il faut éviter d'ensemencer de nouveau une Brassicaceae afin de réduire les dommages causés par la mouche du chou en brisant le cycle de l'insecte. Dans les crucifères maraîchères, des rotations d'au moins quatre ans sans culture de crucifères sont recommandées. Cela permet également de limiter certaines maladies comme la sclérotiniose, la hernie des crucifères ou d'autres ravageurs tels que la cécidomyie du chou-fleur ([p. 20](#)). Les champs semés en canola doivent être éloignés le plus possible des champs de l'année précédente afin d'éviter une nouvelle infestation.

Date de semis

Retarder le semis pour éviter les dates de fortes abondances du ravageur peut être une stratégie envisageable. Par contre, un semis tardif pourrait favoriser la cécidomyie du chou-fleur ([p. 20](#)).



Densité de semis

Une densité de semis plus élevée compenserait jusqu'à un certain point les pertes pouvant être occasionnées par ce ravageur puisque les dommages causés par les larves de la mouche du chou sont souvent plus élevés avec de faibles populations de plantes.

Gestion des mauvaises herbes

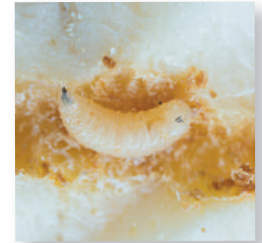
Le contrôle des mauvaises herbes de la famille des Brassicaceae (radis sauvage, moutarde des champs et des oiseaux, bourse-à-pasteur, barbarée vulgaire, tabouret des champs) en bordure ou à proximité du champ minimise la disponibilité d'hôtes alternatifs ou de refuges dans le paysage.

Lutte biologique

Aucun agent de lutte biologique n'est actuellement commercialisé contre la mouche du chou. Néanmoins, préserver les populations d'ennemis naturels ou de prédateurs est bénéfique à son contrôle.

Lutte chimique

Bien qu'aucun insecticide ne soit homologué contre la mouche du chou dans le canola, les traitements de semences utilisés pour d'autres ravageurs semblent exercer un certain contrôle sur la mouche du chou. Advenant une régie biologique ou sans traitement insecticide de semences, la présence et les dommages pourraient devenir plus fréquents. Cependant, la mise en place de méthodes de lutte préventives limiterait les populations de mouche du chou.



Cycle de vie

La piéride du chou hiberne sous forme de chrysalide dans les champs de Brassicaceae et aux alentours. Les adultes émergent et sont actifs de la mi-mai à la fin mai, période durant laquelle ils s'accouplent. Les femelles pondent plusieurs centaines d'œufs, déposés individuellement près de la nervure centrale sur la surface inférieure des feuilles. Les œufs éclosent après quatre à huit jours, puis les larves commencent à s'alimenter du feuillage. Le développement larvaire dure de deux à trois semaines pendant lesquelles les larves passent par cinq stades. Elles peuvent grossir plus rapidement lorsque les températures sont chaudes. À maturité, la larve se transforme en chrysalide avant d'émerger, une dizaine de jours plus tard, sous forme d'adulte qui vit environ 15 jours. Le cycle de vie de l'œuf jusqu'à l'adulte prend environ quatre à six semaines. Trois à quatre générations peuvent être observées au cours de la saison. Les adultes sont particulièrement actifs et la ponte est stimulée lors de journées chaudes, ensoleillées et peu venteuses.

Dommmages

Larves

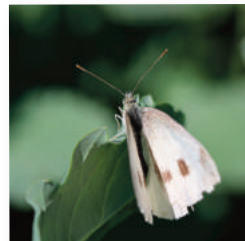
Elles mangent les feuilles et créent des trous. Plus tard en saison, elles peuvent également grignoter les siliques de canola. Les larves ont tendance à disperser leurs dommages sur une même feuille ou sur la plante afin de limiter les signaux visuels utilisés par ses prédateurs. La présence de trous irréguliers parsemés sur la feuille est souvent indicatrice de la présence du ravageur. Le niveau d'infestation dépend du nombre de papillons présents dans le champ et des chrysalides qui ont survécu à l'hiver.

Adultes

Ils ne causent aucun dégât, car ils se nourrissent de nectar.

Espèces semblables

La piéride du chou se distingue des autres espèces de papillons blancs par les taches noires sur le dessus de l'aile postérieure et le dessous des ailes jaune. La larve peut être confondue avec d'autres larves vertes comme la fausse-teigne des crucifères ([p. 28](#)) ou les vers-gris ([p. 60](#); [p. 64](#)), mais elle se reconnaît par sa couleur verte, son aspect velours et la présence des lignes jaunes sur le dos et de chaque côté du corps.



Ennemis naturels

La piéride du chou est parasitée par plusieurs espèces d'insectes. Les guêpes parasitoïdes *Cotesia glomerata* (L.), *Pteromalus puparum* (L.), et d'autres (p. 78) pondent leurs œufs dans la larve puis, après éclosion, elles se nourrissent à l'intérieur de la larve avant de causer la mort de cette dernière ou de la chrysalide. Certaines mouches de la famille des Tachinidae (p. 78) telles que *Phryxe vulgaris* (Fallen) peuvent aussi contrôler les larves de la piéride du chou. Finalement, des virus entomopathogènes peuvent exercer un certain contrôle contre ce ravageur.

Surveillance/dépistage

Aucun protocole n'est défini pour surveiller ou dépister l'insecte, car il ne cause pas de dommage économique dans la culture du canola. Son dépistage consiste à observer la présence de larves sur les plants. Des dégâts et des excréments visibles sur les feuilles révèlent la présence de larves plus âgées. Différentes stations réparties dans le champ doivent être dépistées afin d'avoir une vue d'ensemble.

Seuil économique

Aucun seuil économique d'intervention n'a été établi pour le Québec et, bien que la piéride du chou soit retrouvée dans les champs, elle ne cause aucun dommage économique sur la culture.

Options de lutte

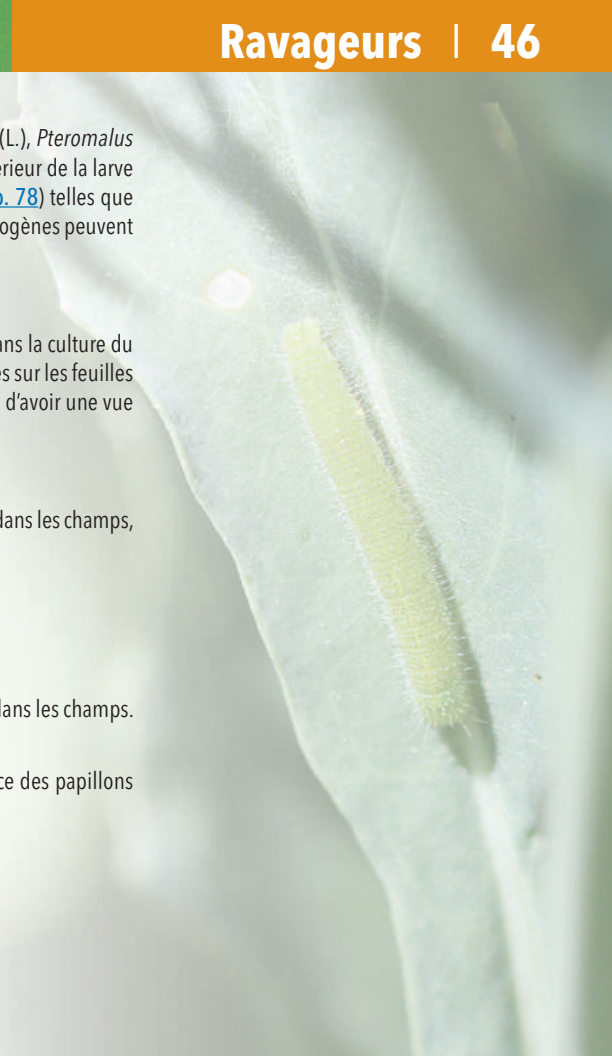
Mesures préventives

Obstacles physiques

Les haies brise-vent denses ou les boisés peuvent limiter les infestations en diminuant la présence des papillons dans les champs.

Rotation des cultures

Les champs semés en canola doivent être éloignés des champs de l'année précédente afin de limiter la présence des papillons issus des chrysalides ayant hiberné.



Lutte biologique

Aucun agent de lutte biologique n'est actuellement commercialisé contre la piéride du chou.

Lutte chimique

Bien que certains insecticides soient homologués contre la piéride du chou, il est rarement nécessaire de traiter contre cet insecte puisqu'il n'affecte probablement pas la récolte. Les larves de ce papillon attaquent les feuilles des plants et non les siliques.



Pucerons (*Aphids*)

Lipaphis pseudobrassicae (Davis) – Puceron du navet (*Turnip aphid*)

Brevicoryne brassicae (Linnaeus) – Puceron cendré du chou (*Cabbage aphid*)

Myzus persicae (Sulzer) – Puceron vert du pêcher (*Green peach aphid*)

Ordre : Hemiptera

Famille : Aphididae

Hôtes

La gamme d'hôtes est très large selon l'espèce de puceron. Pour les espèces retrouvées dans le canola, les plantes et les mauvaises herbes de la famille des Brassicaceae sont préférées, mais d'autres espèces de plantes peuvent leur servir d'hôtes.

Identification

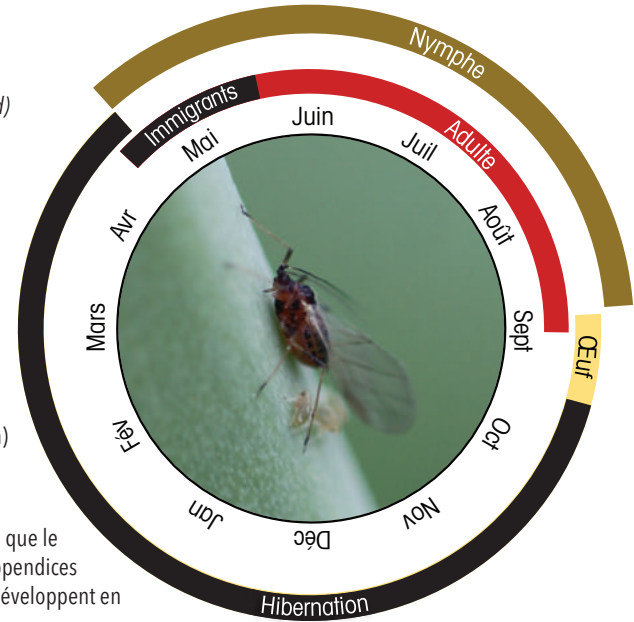
Larve

Elle ressemble à l'adulte, mais elle est plus petite et la cauda (petite queue à l'extrémité de l'abdomen) n'est pas visible. La larve n'a pas d'ailes (aptère).

Adulte

Son corps, ovale à rond, est mou. Les pièces buccales sont de type piqueur-suceur et forment un rostre que le puceron utilise pour se nourrir de sève. La partie postérieure de l'abdomen possède deux cornicules (appendices tubulaires) et son extrémité se termine par une cauda. Les adultes peuvent être aptères ou ailés et se développent en colonie.

Le puceron cendré du chou est gris-vert avec de courtes cornicules et mesure de 2 à 2,5 mm à maturité. Un revêtement cireux blanchâtre est présent sur le corps. Le puceron du navet est gris-vert avec de courtes cornicules gonflées et mesure de 1,6 à 2,2 mm à maturité. Il ne possède pas de couverture cireuse sur son corps. Le puceron vert du pêcher est vert pâle à vert jaunâtre avec des cornicules plus longues que les deux autres espèces et mesure de 1,6 à 2,4 mm à maturité.



Cycle de vie

La plupart des pucerons migrent au Canada depuis les États-Unis, mais certains passent l'hiver sous forme d'œuf sur un hôte primaire (ou hôte d'hiver). Au printemps, lorsque la température ambiante approche les 10 °C, les œufs éclosent et tous les individus qui émergent sont des femelles (appelées fondatrices). Après 10 à 16 jours, les femelles atteignent la maturité et se reproduisent par parthénogenèse (reproduction asexuée) pour produire une nouvelle génération composée uniquement de femelles. Après quelques générations, coïncidant généralement avec le début de l'été, des pucerons femelles ailés sont produits et s'envolent pour aller coloniser une plante hôte secondaire. Une fois l'hôte trouvé, ces femelles produisent de nouveaux individus qui forment une colonie. Plusieurs générations de pucerons se succèdent sur l'hôte secondaire durant l'été. Au cours de la saison, des individus ailés sont produits, généralement lorsqu'il y a une surpopulation ou que la qualité de la plante hôte diminue, afin de coloniser de nouvelles plantes. À l'automne, la diminution de la température et de la photopériode induit la production de pucerons ailés capables de se reproduire de manière sexuée (mâles et femelles). Ces pucerons migrent à nouveau sur l'hôte primaire pour s'y reproduire. Après accouplement, les femelles pondent leurs œufs sur le feuillage afin de passer l'hiver. Les pucerons produisent de 10 à 12 générations par année et une génération peut être complétée en deux semaines selon la température. Les conditions météorologiques peuvent fortement influencer les infestations de pucerons. Un printemps chaud et sec favorise une croissance rapide de la population, alors que les fortes pluies réduisent les populations de pucerons.

Domages

Larves et adultes

Les pièces buccales des pucerons leur permettent de se nourrir de la sève des plantes en piquant dans les feuilles ou les tiges. Les jeunes points de croissance sont souvent des endroits privilégiés par les pucerons. Les fortes populations de pucerons peuvent causer des dommages, notamment lorsqu'elles se trouvent sur les jeunes pousses en croissance, en provoquant le flétrissement, l'avortement des fleurs et une réduction de la formation de siliques et de grains produits par les plants. Les plants infestés peuvent avoir une croissance de la tige inhibée et/ou devenir déformés et rabougris. Le feuillage peut prendre un aspect brillant et collant dû à l'excrétion de miellat par les pucerons. La fumagine, une maladie provoquée par des moisissures noires dues à diverses espèces de champignons, peut se développer sur le miellat, pouvant réduire la capacité photosynthétique de la plante et diminuer sa vigueur. Par contre, cette moisissure semble se produire rarement dans la culture de canola.

Les pucerons sont également des vecteurs de virus, parmi lesquels le virus de la mosaïque du chou-fleur (*Cauliflower mosaic virus*; CaMV), le virus de la mosaïque du navet (*Turnip mosaic virus*; TuMV) et le virus de la jaunisse occidentale de la betterave (*Beet western yellows virus*; BWYV) peuvent infecter le canola.



Cependant, ce type d'infection ne semble pas être important dans le canola au Canada, probablement dû aux faibles infestations de pucerons, mais il pourrait devenir un problème si de fortes infestations de pucerons ont lieu. Ces virus ne sont pas transmis par les semences et survivent donc dans les mauvaises herbes de la famille des Brassicaceae et le canola volontaire qui servent de réservoirs pour les années suivantes.

Espèces semblables

Le puceron du navet peut être confondu avec d'autres espèces de pucerons comme le puceron vert du pêcher et le puceron cendré du chou (voir section Identification ci-haut pour les différencier). Les pucerons peuvent être confondus avec les larves de cicadelles et les jeunes larves de la punaise terne (p. 52), mais ils marchent plus lentement, possèdent des cornicules et ont un corps ovale plutôt qu'allongé.

Ennemis naturels

Les pucerons ont de nombreux ennemis naturels. Parmi ces derniers, plusieurs espèces de guêpes parasitoïdes (p. 78) pondent à l'intérieur du corps du puceron. La larve de la guêpe se nourrit à l'intérieur de l'insecte. Le puceron se transforme alors en momie, qui gonfle et prend une coloration bronzée avant de mourir. Les coccinelles (p. 76) et les larves de chrysopes (p. 74) et de syrphes (p. 86) sont également d'importants prédateurs qui se nourrissent principalement de pucerons. Des champignons entomopathogènes (p. 72) peuvent également contribuer à contrôler les populations certaines années. Les populations d'ennemis naturels augmentent avec les populations de pucerons et leur nombre suffit généralement à contrôler les populations de pucerons.

Surveillance/dépistage

Les stades sensibles du canola s'étalent de la formation des boutons floraux (BBCH 50) à la fin de la floraison (BBCH 69). Aucun protocole n'est défini pour surveiller ou dépister les pucerons, car ils ne causent pas de dommages économiques grâce à la présence de nombreux ennemis naturels. Il est par contre possible de dénombrer leur présence dans les 10-15 cm du haut des plants sur une vingtaine de plants répartis dans cinq stations le long d'un patron en forme de «W». Les pucerons forment des colonies et sont souvent localisés sur un ou quelques plants proches les uns des autres. Ils peuvent être observés davantage en bordure du champ. Une attention particulière doit être portée aux plants déformés, rabougris, décolorés, ou encore à la présence de plants collants ou lustrés, avec ou sans présence de fumagine, afin de repérer plus facilement les colonies. La présence de fourmis sur les plants peut aussi indiquer la présence de colonies de pucerons.



Seuil économique

Aucun seuil économique d'intervention n'a été établi pour le Québec. Le [Conseil canadien du canola](#) fait mention de 10 à 20 % des tiges présentant des colonies de plus de 25 pucerons du navet ou de pucerons du chou sur 10 cm de long comme étant le seuil à considérer après la floraison. En Australie, des seuils de plus de 20 % des plants infestés par les pucerons et de 20 à 50 % des racèmes infestés par une colonie de pucerons du chou de deux centimètres sont utilisés pour recommander une mesure de contrôle. Toutefois, dans la très grande majorité des cas, les pucerons ne causent aucun dommage économique, car les infestations arrivent souvent tard en saison, lorsque la majeure partie des siliques sont formées, et les quelques petites siliques endommagées, situées en haut des tiges, contribuent peu au rendement global du canola.

Options de lutte

Méthodes préventives

Dates de semis

Comme les plants deviennent moins attractifs à mesure que la saison avance, un semis réalisé tôt peut aider à limiter les populations de pucerons, car les stades sensibles sont alors dépassés avant qu'ils n'atteignent des abondances problématiques pour la culture. Ne pas semer trop tôt pour éviter les dommages par les altises ([p. 16](#)) et/ou le charançon de la silique ([p. 24](#)), de même que pour assurer une germination et une levée rapide et uniforme du canola.

Gestion des mauvaises herbes

Le contrôle des mauvaises herbes de la famille des Brassicaceae en bordure ou à proximité du champ minimise la disponibilité d'hôtes alternatifs ou de refuges dans le paysage. Le canola spontané doit également être contrôlé pour éviter les sources de refuges pour ces espèces de pucerons.

Lutte biologique

Aucun agent de lutte biologique n'est actuellement commercialisé contre les pucerons. Néanmoins, les populations d'ennemis naturels ou de prédateurs sont généralement suffisantes pour maintenir les populations de pucerons à des niveaux faibles d'infestation. Des sels de potassium d'acide gras sont disponibles, dont certains peuvent être utilisés en régie biologique, mais la rentabilité des traitements contre ce ravageur n'est pas connue pour le Québec.

Lutte chimique

Bien que des insecticides soient disponibles, la pulvérisation contre les pucerons n'est pas rentable, car seuls quelques plantes ou groupes de plantes sont généralement infestés. De plus, les insecticides homologués contre les pucerons sont pour la plupart à large spectre d'action et sont nocifs pour les ennemis naturels et les pollinisateurs.



Punaise terne (*Tarnished plant bug*)

Lygus lineolaris (Palisot de Beauvois)

Ordre : Hemiptera

Famille : Miridae

Hôtes

La punaise terne peut se développer sur près de 400 plantes, dont le canola, plusieurs cultures fruitières et maraîchères et des mauvaises herbes telles que le tabouret des champs, la moutarde sauvage et le chénopode.

Identification

Larve

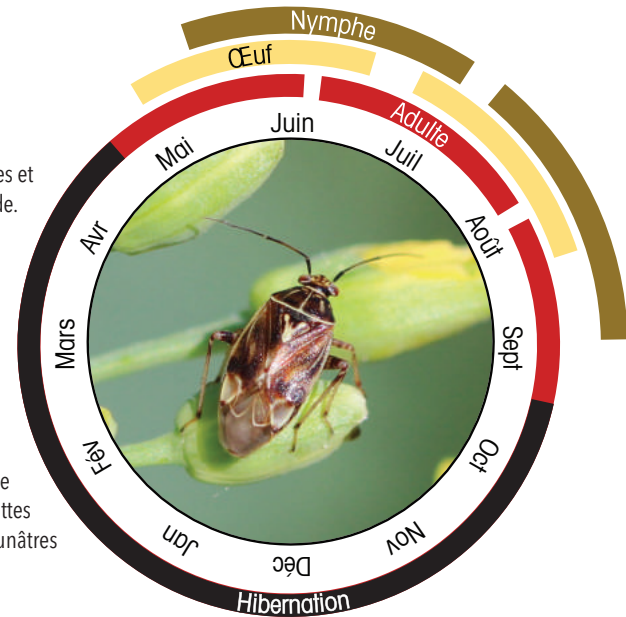
De 3 à 5 mm de longueur. Le corps est vert pâle à vert foncé selon la maturité. La tête est triangulaire et la face dorsale de l'abdomen possède une à plusieurs taches noires. Les bourgeons alaires deviennent visibles à partir du troisième stade larvaire. Les larves sont très actives et se déplacent rapidement lorsqu'elles sont dérangées.

Adulte

Environ 6 mm de long par 3 mm de large. Le corps est ovale de couleur uniforme ou marbrée variant de verdâtre à brunâtre. L'adulte possède un écusson triangulaire distinctif jaunâtre en forme de «V». Les pattes et les antennes sont relativement longues, les ailes sont membraneuses et foncées avec deux taches jaunâtres sur les côtés. Les adultes s'envolent facilement lorsqu'ils sont approchés.

Cycle de vie

La punaise terne passe l'hiver sous forme adulte sous l'écorce des arbres, la litière de feuilles, ou dans les feuilles des plantes et les longues herbes sèches des fossés, en bordure des champs de canola. Au printemps, les adultes reprennent leur activité aussitôt que les températures dépassent les 8 °C pour se nourrir et s'accoupler sur les plantes et les mauvaises herbes au bord des champs. Les femelles pondent environ une centaine d'œufs individuellement sur les feuilles et les tiges des plantes ou dans les boutons floraux. Une dizaine de jours plus tard, les œufs éclosent et les larves se développent en passant par cinq stades larvaires avant d'atteindre la maturité, 15 à 30 jours plus tard. Il y a souvent un chevauchement entre les générations, car les adultes vivent de un à deux mois. Lorsque les jours raccourcissent à l'automne, les adultes migrent vers leurs sites d'hibernation. La punaise terne produit deux générations par année et parfois trois dans certaines régions ou lors des années plus chaudes.



Domages

Larves et adultes

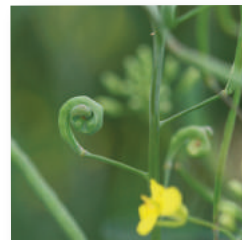
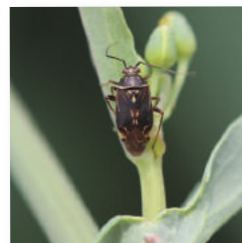
La punaise terne peut être un important ravageur du canola aux stades juvénile (larves du quatrième et du cinquième stade) et adulte. Les larves et les adultes se nourrissent de la sève des nouvelles pousses et des organes reproducteurs (boutons floraux, graines en formation et siliques). Les piqûres causent un blanchiment puis un avortement des fleurs qui tombent rapidement, empêchant ainsi la formation de siliques. Lorsque les piqûres sont faites dans les graines encore tendres qui n'ont pas commencé à jaunir ou à brunir, celles-ci se ratatinent et deviennent plus sombres. Les siliques se déforment en raison du manque de grains dans ces dernières. Les dommages faits avant la floraison ne causent pas de perte économique, alors que ceux faits de la fin de la floraison (BBCH 69) à la fin du développement des siliques (BBCH 79) peuvent avoir un impact économique en réduisant le nombre de siliques produites et en diminuant la qualité du grain.

Espèces semblables

La punaise terne peut être confondue avec la capsidé de la luzerne, *Adelphocoris lineolatus* (Goeze), mais cette dernière est plus grande (7 à 9 mm) et sa couleur varie du vert jaunâtre à vert avec les pattes vertes tachetées de noir. Elle se retrouve principalement dans la luzerne, mais elle peut être retrouvée dans les champs de canola. Les adultes de la punaise terne peuvent être confondus avec ceux des punaises Anthocoridae (*Orius* spp.; p. 82), un ennemi naturel qui se nourrit de masses d'œufs, de pucerons, de thrips et d'acariens. Cependant, la punaise terne est trois fois plus grande et se distingue par la présence d'un triangle ou d'un «V» contrasté, jaune ou clair, au centre supérieur de son dos. Les jeunes larves de la punaise terne sont souvent confondues avec les pucerons (p. 48), qui sont de taille et de forme similaires. Cependant, les larves de punaise terne sont beaucoup plus actives et ne possèdent pas de cornicules (appendices tubulaires situés sur la partie postérieure de l'abdomen).

Ennemis naturels

Des guêpes parasitoïdes (p. 78) des œufs et des larves, des punaises prédatrices (Nabidae et Anthocoridae; p. 82) et des araignées s'attaquent à la punaise terne. Ces prédateurs sont plutôt des généralistes et ne parviennent pas à contrôler les populations sous les seuils de dommages économiques.



Surveillance/dépistage

Le dépistage est recommandé dès l'apparition des boutons floraux (BBCH 50) jusqu'à la fin de la formation des siliques (BBCH 79). Le dépistage se fait avec un filet fauchoir lorsqu'il fait plus de 15 °C, dans 15 stations différentes dans le champ. À chaque station, 10 coups de filet fauchoir sont effectués et les larves et les adultes sont dénombrés. Les stations peuvent être réparties parallèlement ou perpendiculairement à la bordure du champ puisque ces deux méthodes donnent des estimations similaires de l'abondance de punaises ternes. Lors du dépistage par filet fauchoir, il est également recommandé d'observer la présence de gouttes de sève et/ou de taches collantes sur les siliques, les pédicelles et les tiges, suggérant une alimentation active des punaises.

Seuil économique

Aucun seuil économique d'intervention n'a été établi pour le Québec. Les seuils économiques d'intervention recommandés par le [Conseil canadien du canola](#) pour la punaise terne varient selon le stade du canola [fin de la floraison (BBCH 69) et maturation des gousses (BBCH 80)], du coût total de l'application de l'insecticide, de la méthode d'application (par avion ou terrestre) et de la valeur de la culture (p. 91). Des tableaux prenant en compte la valeur de vente de la culture et le coût des traitements sont disponibles sur les sites des gouvernements provinciaux de l'ouest du Canada ([Alberta](#), [Saskatchewan](#), [Manitoba](#)) et du [Conseil canadien du canola](#), où la punaise terne est davantage une problématique. Cependant, ces tableaux ont été révisés en 2021 suite à des recherches menées en Alberta. Le nouveau seuil recommandé est de 20 à 30 punaises ternes par 10 coups de filet fauchoir, lorsque les conditions de croissance sont bonnes. Sous certaines conditions de stress (sécheresse, etc.), le seuil peut être abaissé, car la capacité du canola à compenser les dommages est moindre. La limite inférieure du seuil (20 punaises ternes par 10 coups de filet fauchoir) serait donc appropriée. Toutefois, une intervention en dessous de 10 punaises ternes par 10 coups de filet fauchoir n'est pas rentable.

Le stade à protéger contre la punaise terne est après la floraison, lorsque les graines des siliques inférieures grossissent (BBCH 69-80). L'insecte n'est plus une menace économique une fois que les siliques sont dures et les graines fermes, car les pièces buccales de l'insecte ne peuvent plus les pénétrer.

Options de lutte

Mesures préventives

Gestion des mauvaises herbes

Le contrôle des mauvaises herbes (surtout les dicotylédones) et du canola volontaire en périphérie des champs diminue le risque d'infestation par ce ravageur.



Présence de luzernières

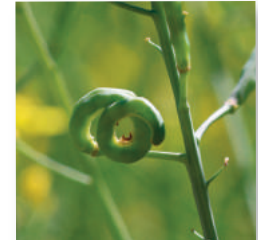
La luzerne est un hôte propice à l'alimentation et à l'hibernation de la punaise terne. Une vigilance accrue dans les champs de canola à proximité des champs de luzerne s'impose, particulièrement lors de la fauche de la luzerne qui pourrait inciter les populations à migrer vers le canola.

Lutte biologique

Aucun agent de lutte biologique n'est actuellement commercialisé contre la punaise terne. Cependant, préserver les populations d'ennemis naturels ou de prédateurs est bénéfique même si leur quantité n'est souvent pas suffisante pour qu'ils aient un impact conséquent sur les populations de punaise terne.

Lutte chimique

En présence d'une forte population de punaise terne s'alimentant activement, une application d'insecticide du stade fin de la floraison (BBCH 69) à la fin de la formation des siliques (BBCH 80) limiterait les pertes de rendement. Il y aurait avantage à retarder l'application si la fauche d'une luzernière à proximité est à prévoir. Un traitement n'est pas recommandé en dessous de 10 punaises ternes par 10 coups de filet fauchoir ou lorsque les grains sont rendus à maturité, car le traitement ne serait pas rentable. Les pertes de rendement occasionnées par l'écrasement des plants dû au passage du pulvérisateur sont aussi à considérer selon la valeur de la récolte ([p. 91](#)) avant d'intervenir avec un insecticide, en particulier lorsque la pulvérisation se fait à un stade plus avancé.



Tipule des prairies (European crane fly, Leatherjackets)

Tipula paludosa (Meigen)

Ordre : Diptera

Famille : Tipulidae

Hôtes

Les plantes hôtes sont principalement les graminées, mais les Brassicaceae et les légumineuses peuvent également être attaquées. Dans les grandes cultures, la tipule peut aussi se développer sur le canola, les céréales à paille, le maïs et le soya.

Identification

Larve

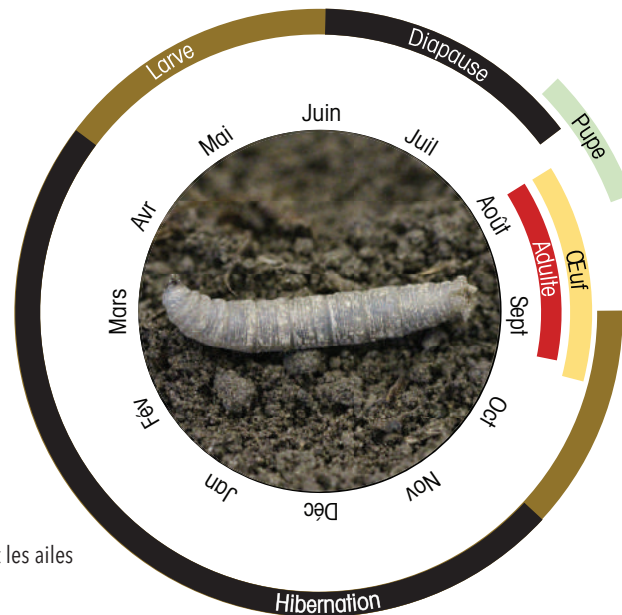
De 5 à 40 mm de longueur selon le stade larvaire. Le corps est cylindrique, gris clair à brun verdâtre et dépourvu de pattes. Des mouchetures noires irrégulières sont parsemées sur le corps et des tubercules triangulaires sont visibles à l'extrémité de l'abdomen.

Pupee

De 20 à 25 mm de long. Elle est brune et très allongée. La portion abdominale est très segmentée et les ailes sont visibles sur la face ventrale. Deux petites protubérances au niveau de la tête sont présentes.

Adulte

De 20 à 25 mm de long et de 32 à 50 mm d'envergure. Le corps est allongé, brun-grisâtre, avec l'extrémité de l'abdomen pointue. Le thorax est bombé avec une seule paire d'ailes étroites et les pattes sont longues, minces et brunes. L'adulte ressemble à un gros moustique et vole relativement mal.



Cycle de vie

La tipule des prairies hiberne sous forme de deuxième ou troisième stade larvaire dans les premiers centimètres du sol. Au printemps, les larves redeviennent actives et se nourrissent sur les graines en germination et les jeunes plants pour atteindre le quatrième stade larvaire. C'est à cette période que les larves prennent le plus de poids et occasionnent des dommages à la culture. Vers la mi-juin, la larve cesse de s'alimenter. La pupaison débute au mois d'août et dure environ 10 à 15 jours. Les adultes émergent à partir de la mi-août et sont actifs jusqu'à la fin septembre. Ils s'accouplent immédiatement et les femelles pondent de 200 à 300 œufs, généralement en groupes de cinq ou six, dans le premier centimètre du sol. Les œufs sont particulièrement sensibles à la sécheresse et requièrent de l'humidité pour éclore. Après une quinzaine de jours, l'œuf éclot et la larve commence à se nourrir de matière organique et de débris végétaux avant de passer l'hiver en diapause. La tipule des prairies produit une seule génération par année.

Dommages

Larves

Celles de troisième et de quatrième stade causent principalement les dommages à la culture, au printemps, en s'attaquant aux parties souterraines des plants (grains en germination, racines, collet), laissant des traces de grignotement. Les petits plants peuvent être complètement mangés et les plants fortement attaqués peuvent être sectionnés à leur base, causant généralement leur mort. Les champs infestés présentent de larges zones jaunies ou dénudées.

Adultes

Ils ne causent aucun dommage, car ils s'alimentent de nectar et s'hydratent de façon très occasionnelle.

Espèces semblables

La larve de tipule des prairies peut être confondue avec les larves de vers-gris ([p. 60](#); [p. 64](#)), mais elle ne possède pas de pattes et arbore des tubercules triangulaires à l'extrémité de l'abdomen. Lorsqu'elle est dérangée, cette dernière se tortille, alors que les larves de vers-gris s'enroulent. La pupa de tipule des prairies ressemble à une chrysalide de papillon, mais elle est beaucoup plus fine et allongée.



Ennemis naturels

Aucun ennemi naturel n'est connu pour réguler de manière efficace les populations de tipule des prairies, mais les carabes (p. 70), les oiseaux et certains mammifères (p. ex. rats laveurs, mouffettes) peuvent s'en nourrir. Des bactéries, nématodes et champignons entomopathogènes (p. 72) sont également recensés pour réguler les populations de tipule des prairies.

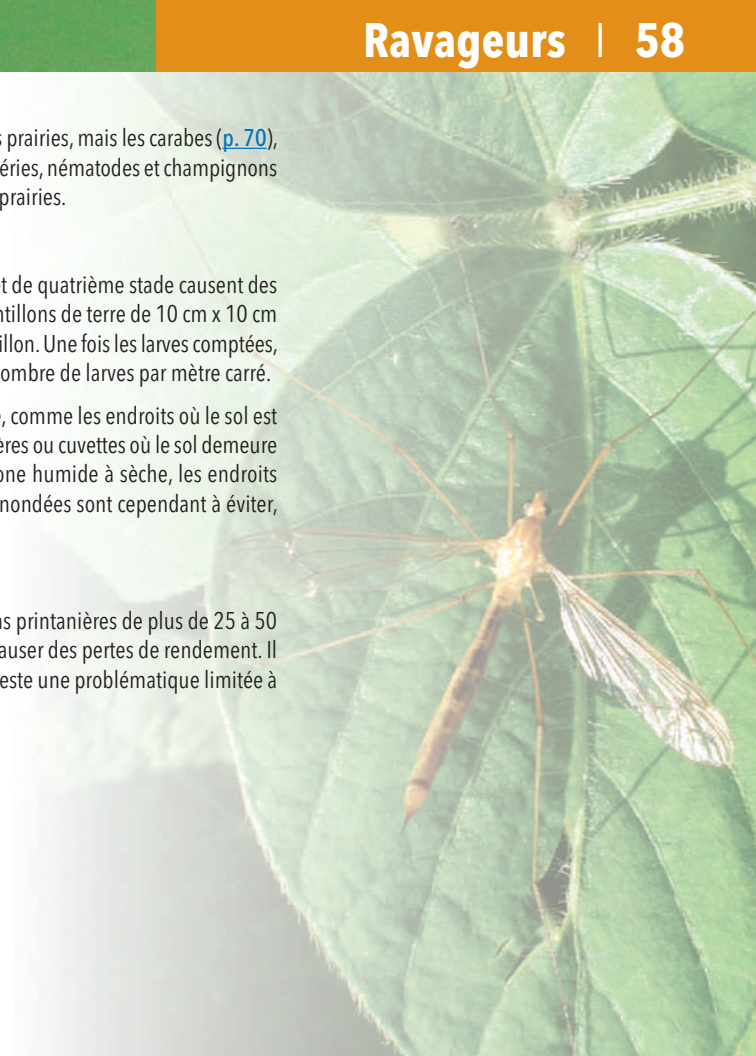
Surveillance/dépistage

La phase végétative du canola est à surveiller, car c'est à ce moment que les larves de troisième et de quatrième stade causent des dommages à la culture. La surveillance de ce ravageur consiste à prélever au printemps 20 échantillons de terre de 10 cm x 10 cm x 10 cm à l'aide d'une pelle étroite ou d'une tarière et de dénombrer les larves pour chaque échantillon. Une fois les larves comptées, la moyenne des 20 échantillons est calculée et le résultat est multiplié par 100 pour obtenir le nombre de larves par mètre carré.

Les prélèvements doivent se concentrer dans les zones du champ les plus propices pour l'insecte, comme les endroits où le sol est mal drainé, qui présentent une texture de sol lourde ou très riche en matière organique, les baissières ou cuvettes où le sol demeure plus humide (couleur plus foncée), les bas de pente ou mi-pente où il y a une transition de zone humide à sèche, les endroits connus où il y a eu des problèmes de tipules, de vers-gris, ou de manque à la levée. Les zones inondées sont cependant à éviter, car les populations de larves y sont faibles.

Seuil économique

Aucun seuil économique d'intervention n'a été établi pour le Québec. En Europe, des populations printanières de plus de 25 à 50 larves/m² dans les céréales et de plus de 100 larves/m² dans les fourrages sont susceptibles de causer des pertes de rendement. Il est important de mentionner que la tipule des prairies est un ravageur sporadique du canola et reste une problématique limitée à certaines régions au Québec.



Options de lutte

Mesures préventives

Drainage

La présence et l'abondance de tipules des prairies sont fortement influencées par l'humidité du sol. La ponte est effectivement privilégiée dans les sols mal drainés ou mal égouttés. Les zones problématiques se caractérisent souvent par une accumulation d'eau avant le dégel du sol ou après une forte pluie, ou par un sol qui demeure plus humide. Des travaux de drainage visant à améliorer l'égouttement de surface peuvent régler le problème.

Rotation des cultures

Éviter de semer du canola sur un retour de prairie ayant connu une problématique de tipule des prairies.

Travail de sol

Il aide à diminuer l'humidité et favorise l'égouttement de surface. Un labour suivi d'une période peu humide ou encore un travail secondaire tel qu'un hersage peut diminuer les populations de tipule des prairies en exposant les larves à la prédation et/ou en favorisant leur dessèchement.

Lutte biologique

Aucun agent de lutte biologique n'est actuellement commercialisé contre la tipule des prairies.

Lutte chimique

Aucun produit n'est à présent homologué dans le canola au Canada contre ce ravageur.



Ver-gris du trèfle (Clover cutworm, Nutmeg moth)

Anarta trifolii (Hufnagel)

Ordre : Lepidoptera

Famille : Noctuidae

Hôtes

Les principales plantes hôtes sont celles des familles des Brassicaceae (canola, moutarde, etc.), des Amaranthaceae (betterave, bête à carde, amarante, etc.) et des Fabaceae (pois, trèfle, luzerne, etc.). Le ver-gris du trèfle se nourrit aussi de diverses mauvaises herbes communes en milieu agricole et de certaines plantes fourragères.

Identification

Larve

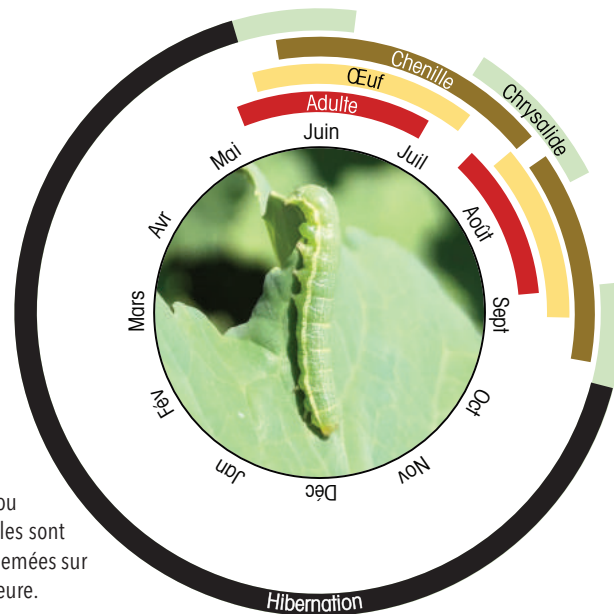
De 35 à 40 mm de longueur à maturité. Elle a une coloration extrêmement variable, mais elle est généralement verte, brune, grise, orangée ou noire avec une bande latérale assez large, blanche, rose ou orangée, située juste en dessous des spiracles (orifices respiratoires localisés sur les côtés). Les spiracles sont pâles avec un fin contour noir. La partie dorsale est recouverte de petites taches blanches à jaunes parsemées sur tout le corps et peut aussi arborer trois étroites lignes blanches discontinues le long de la partie supérieure.

Chrysalide

Environ 15 mm de long. Elle est brun pâle avec les parties intersegmentaires plus foncées. Les stigmates noirs sont visibles de chaque côté. La chrysalide se trouve dans le sol.

Adulte

De 30 à 40 mm d'envergure. Les ailes antérieures de ce papillon nocturne sont principalement grises, uniformes à marbrées, variant du gris cendré grisâtre au gris brunâtre pâle. Deux taches plus pâles, dont une ronde et l'autre réniforme, sont présentes. Cette tache en forme de rein est généralement gris foncé avec une ligne pâle à l'intérieur et affiche la forme d'un « W » en son centre. Les ailes postérieures sont gris pâle et les marges plus foncées.



Cycle de vie

Le ver-gris du trèfle hiberne au stade chrysalide dans le sol (à une profondeur variant de 5 à 16 cm). Au printemps, les adultes émergent, s'accouplent, puis pondent leurs œufs individuellement sur les feuilles des plantes hôtes. Les larves se développent en passant par plusieurs stades larvaires puis, à maturité, s'enterrent pour se transformer en chrysalide. Les nouveaux adultes émergent en juillet et en août. Le ver-gris du trèfle peut produire jusqu'à trois générations par année qui se chevauchent durant la saison et les larves peuvent être observées tout au long de l'été.

Domages

Larves

Celles de première génération causent le plus de problèmes aux plantules de canola; les stades plus avancés de la culture pouvant tolérer une défoliation plus importante. Les jeunes larves du ver-gris du trèfle s'alimentent sur la face inférieure des feuilles proches du sol, alors que les plus âgées se nourrissent de toutes les parties du plant. La présence de dommages dans le canola peut être décelée lorsque des zones du champ pâlisent ou deviennent blanchâtres.

Adultes

Ils ne causent aucun dommage, car ils se nourrissent de nectar.

Espèces semblables

Les larves et les papillons de vers-gris partagent de nombreuses caractéristiques et se ressemblent souvent entre eux. En cas de doute, il est recommandé de faire valider les identifications de spécimens par des spécialistes ([p. 94](#)). Les larves peuvent aussi être confondues avec les larves de tipule des prairies ([p. 56](#)), mais ces dernières ne possèdent pas de pattes et présentent des tubercules triangulaires à l'extrémité de l'abdomen. De plus, contrairement aux larves de tipule, les vers-gris s'enroulent sur eux-mêmes lorsqu'ils sont dérangés.

Ennemis naturels

Les guêpes et les mouches parasitoïdes ([p. 78](#)) sont des ennemis naturels jouant un rôle majeur dans le contrôle des populations de vers-gris et s'attaquent aux différents stades (œuf, larve, chrysalide). Parmi les insectes prédateurs pouvant s'attaquer aux larves de vers-gris, les carabes ([p. 70](#)) sont les plus importants, et les staphylinins dans une moindre mesure ([p. 84](#)). Certains animaux, comme les petits mammifères (rongeurs, chauves-souris, etc.) et les oiseaux, mangent les larves et les chrysalides, alors que d'autres se nourrissent de papillons. Finalement, les agents entomopathogènes tels que les nématodes et les maladies fongiques ([p. 72](#)), virales et bactériennes, peuvent également réguler les populations de vers-gris.



Surveillance/dépistage

La phase végétative du canola est particulièrement à risque face aux vers-gris puisque les stades plus avancés peuvent tolérer une défoliation plus importante. Les champs doivent être inspectés tous les trois à quatre jours pendant les premières semaines du développement de la culture à la recherche de zones devenant blanchâtres, présentant des plants fanés, coupés ou absents. Les zones de champ plus à risque sont les sols à texture légère, les hauts de pente ou encore les zones exposées au sud se réchauffant rapidement. Ces zones sont à inspecter en priorité, car elles sont privilégiées pour la ponte et les larves peuvent émerger plus hâtivement dans les zones plus chaudes.

La surveillance du ver-gris du trèfle se fait de l'émergence (BBCH 09) jusqu'au stade précoce de développement des siliques (BBCH 70). Le dépistage des larves se fait par battage des plants dans 10 à 15 stations séparées par une distance d'au moins 50 m le long d'un patron en forme de «W». À chaque station, les plants sont secoués sur 0,25 m² (50 cm x 50 cm) et les larves tombées au sol sont comptées après avoir retiré les feuilles et les débris. La moyenne des décomptes de chaque station est calculée et le résultat est multiplié par quatre afin d'obtenir la valeur par mètre carré.

Les populations d'adultes peuvent être suivies avec des pièges à phéromone ou des pièges lumineux. Toutefois, il n'existe aucune corrélation entre les captures de papillons et la densité de larves présentes au champ. Ce n'est donc pas une méthode fiable pour l'estimation des infestations. Ces pièges donnent une indication de la présence de l'espèce, mais les femelles choisissent des sites adaptés pour la ponte et le développement de la descendance.

Seuil économique

Aucun seuil économique d'intervention n'a été établi pour le Québec. Bien qu'il soit un ravageur occasionnel, le ver-gris du trèfle peut causer d'importants dommages lors de fortes infestations. Dans l'Ouest canadien, il est suggéré d'utiliser le seuil de la légionnaire bertha (*Mamestra configurata* Walker), mais cette espèce a tendance à être distribuée de manière assez homogène dans le champ contrairement au ver-gris du trèfle qui est plutôt distribué en foyer (agrégé). Le seuil d'intervention pour la légionnaire bertha varie selon le coût total de l'application de l'insecticide, la méthode d'application (par avion ou terrestre) et la valeur de la culture (p. 91). Des tableaux prenant en compte la valeur de vente de la culture et le coût des traitements sont disponibles sur les sites des gouvernements provinciaux de l'ouest du Canada ([Alberta](#), [Saskatchewan](#), [Manitoba](#)) et du [Conseil canadien du canola](#).

Options de lutte

Mesures préventives

Rotation des cultures

Une rotation des cultures avec des plantes non-hôtes réduit les populations de ce ravageur.



Travail de sol

Effectué à l'automne, il expose les chrysalides aux ennemis naturels. Par ailleurs, le travail réduit du sol crée un habitat avec une plus grande diversité d'espèces de vers-gris, mais favorise en même temps les populations d'ennemis naturels qui contrôlent les vers-gris à des niveaux d'infestation acceptables et limitent les fortes infestations.

Gestion des débris de cultures

L'enfouissement des débris de cultures de l'année précédente et/ou des mauvaises herbes au moins deux semaines avant de semer la culture réduit l'attractivité du champ face à ce ravageur.

Date de semis

Retarder le semis de 10 à 15 jours après un travail de sol au printemps aide à réduire les populations en privant les jeunes larves de nourriture. En revanche, un semis tardif peut bénéficier à la cécidomyie du chou-fleur ([p. 20](#)).

Gestion des mauvaises herbes

Le contrôle des mauvaises herbes servant d'hôtes, en bordure ou à proximité du champ, minimise la disponibilité de sources de nourriture pour les vers-gris.

Lutte biologique

La meilleure option de lutte biologique pour les vers-gris consiste à favoriser la diversité et la conservation des populations d'ennemis naturels. Ces dernières augmentent à mesure que les populations de vers-gris augmentent. Après quelques années, les populations d'ennemis naturels sont généralement en nombre suffisant pour maintenir les populations de vers-gris à des niveaux acceptables tout en empêchant les graves infestations sporadiques.

Lutte chimique

Avant toute intervention, il est important de confirmer la présence et l'identité des vers-gris, ainsi que le stade des larves, afin de déterminer les mesures à prendre. Les jeunes larves (12 à 18 mm) causent plus de dommages, car elles doivent se nourrir pour grossir, alors que l'alimentation des larves plus âgées (30 à 40 mm) est pratiquement terminée. Il est également important de déterminer si les larves se nourrissent activement sur les plants. Afin d'évaluer si les larves ont arrêté de s'alimenter, il faut les écraser et observer le contenu intestinal. Une couleur verte signifie qu'elles s'alimentent activement alors qu'une couleur brune indique qu'elles ne s'alimentent pas et qu'un traitement foliaire a peu de chance de fonctionner. Si le seuil économique est dépassé et qu'une intervention est nécessaire, il est conseillé de la faire tôt en matinée ou en soirée lorsque les larves s'alimentent sur les plants. Un large volume d'eau est recommandé afin d'assurer une bonne couverture des plants pour que les larves soient en contact ou ingèrent efficacement le produit. L'insecticide peut prendre plusieurs jours avant d'obtenir sa pleine efficacité, car les larves de vers-gris ne font pas toutes surface le même jour. Puisque les dommages de ver-gris du trèfle se manifestent au champ par zones, il est recommandé de faire des applications localisées, là où le ravageur est présent.



Ver-gris moissonneur (*Darksided cutworm, Reaper dart moth*)

Euxoa messoria (Harris)

Ordre : Lepidoptera

Famille : Noctuidae

Hôtes

Plusieurs espèces de plantes de grandes cultures (canola, maïs, céréales, tournesol, lin, luzerne), de cultures maraîchères (betteraves, brocolis, choux, haricots, pois, etc.) et certaines mauvaises herbes (amarantes, chénopodes) servent d'hôtes à cette espèce très polyphage.

Identification

Larve

De 37 à 43 mm de longueur à maturité. Elle a une coloration variable, mais elle est généralement grisâtre avec deux bandes brun rosé séparées d'une ligne pâle sur le dos. Une bande blanche fine est également visible de chaque côté, juste au-dessus des pattes. Le corps présente de nombreux tubercules noirs de petite taille. La tête est brune avec des taches plus foncées.

Chrysalide

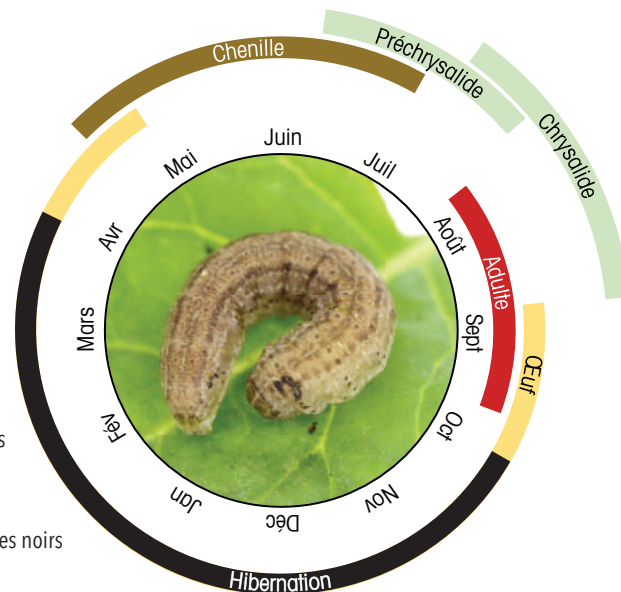
Environ 16 mm de long. Elle est brun pâle avec les parties intersegmentaires plus foncées. Les stigmates noirs sont visibles de chaque côté. La chrysalide se trouve dans le sol.

Adulte

De 30 à 39 mm d'envergure. Les ailes antérieures de ce papillon nocturne sont gris brun marbré et arborent deux taches, dont une ronde et l'autre réniforme. Les ailes postérieures sont blanchâtres avec les nervures foncées.

Cycle de vie

Le ver-gris moissonneur hiberne au stade œuf dans le sol ou sous des débris végétaux dans les champs cultivés. Au printemps, les œufs éclosent et les larves se développent en se nourrissant des plants de canola. Elles passent par six à huit stades larvaires en trois mois avant de s'enterrer à maturité, vers la fin juin ou début juillet, pour se changer en préchrysalide. Elles cessent alors de s'alimenter pendant 30 jours avant de se transformer en chrysalide. Le stade de chrysalide s'étale sur près de trois semaines et s'effectue dans une petite loge construite préalablement par la larve dans le sol.



Les adultes émergent d'août à octobre puis s'accouplent avant que les femelles pondent jusqu'à un millier d'œufs dans le sol (à une profondeur variant de 6 à 12 mm) à l'automne. Le ver-gris moissonneur produit une seule génération par année.

Dommmages

Larves

Celles qui s'alimentent régulièrement causent le plus de problèmes aux plantules de canola; les stades plus avancés de la culture pouvant tolérer une défoliation plus importante. Les larves de plus de 3,5 cm cessent de s'alimenter. Les larves du ver-gris moissonneur se cachent le jour dans le sol à la base des plants et remontent s'alimenter la nuit sur le feuillage et les tiges, en commençant par le haut des plants. Cette alimentation peut induire des zones de défoliation importante et parfois la coupe et la mort des plants. La présence de dommages liés au ver-gris moissonneur est généralement décelée peu de temps après la levée suite à la perte de peuplement dans certaines zones du champ. Les zones endommagées s'agrandissent au fil du temps.

Adultes

Ils ne causent aucun dommage, car ils se nourrissent de nectar.

Espèces semblables

Les larves et les papillons de vers-gris partagent de nombreuses caractéristiques et se ressemblent souvent entre eux. En cas de doute, il est recommandé de faire valider les identifications de spécimens par des spécialistes ([p. 94](#)). Les larves peuvent également être confondues avec les larves de tipule des prairies ([p. 56](#)), mais ces dernières ne possèdent pas de pattes et présentent des tubercules triangulaires à l'extrémité de l'abdomen. De plus, contrairement aux larves de tipule, les vers-gris s'enroulent sur eux-mêmes lorsqu'ils sont dérangés.

Ennemis naturels

Les guêpes et les mouches parasitoïdes ([p. 78](#)) sont des ennemis naturels jouant un rôle majeur dans le contrôle des populations de vers-gris et s'attaquent aux différents stades (œuf, larve, chrysalide). Parmi les insectes prédateurs pouvant s'attaquer aux larves de vers-gris, les carabes ([p. 70](#)) sont les plus importants, et les staphylyns dans une moindre mesure ([p. 84](#)). Certains animaux, comme les petits mammifères (rongeurs, chauves-souris, etc.) et les oiseaux, mangent les larves et les chrysalides alors que d'autres se nourrissent de papillons. Finalement, les agents entomopathogènes tels que les nématodes et les maladies fongiques ([p. 72](#)), virales et bactériennes, peuvent également réguler les populations de vers-gris.



Surveillance/dépistage

La phase végétative du canola est particulièrement à risque face aux vers-gris puisque les stades plus avancés peuvent tolérer une défoliation plus importante. Les champs doivent être inspectés tous les trois à quatre jours pendant les premières semaines du développement de la culture à la recherche de zones devenant blanchâtres, présentant des plants fanés, coupés ou absents. Les zones de champ plus à risque sont les sols à texture légère, les hauts de pente ou encore les zones exposées au sud se réchauffant rapidement. Ces zones sont à inspecter en priorité, car elles sont privilégiées pour la ponte et les larves peuvent émerger plus hâtivement dans les zones plus chaudes.

La surveillance du ver-gris moissonneur se fait de l'émergence (BBCH 09) jusqu'au début de la floraison (BBCH 60). Le dépistage des larves se fait dans 5 à 10 stations présentant des manques à la levée, des plants fanés ou coupés ainsi qu'aux pourtours de ces stations, séparées par une distance d'au moins 50 m. À chaque station, le sol est soigneusement fouillé sur une surface de 0,25 m² (50 cm x 50 cm) et une profondeur de 2,5 à 5 cm à la recherche de larves qui se cachent à la base des plants durant le jour. La moyenne des décomptes de chaque station est calculée et le résultat est multiplié par quatre afin d'obtenir la valeur par mètre carré.

Les populations d'adultes peuvent être suivies avec des pièges à phéromone ou des pièges lumineux. Cependant, il n'existe aucune corrélation entre les captures de papillons et la densité de larves présentes au champ. Ce n'est donc pas une méthode fiable pour l'estimation des infestations. Ces pièges donnent une indication de la présence de l'espèce, mais les femelles choisissent des sites adaptés pour la ponte et le développement de la descendance.

Seuil économique

Aucun seuil économique d'intervention n'a été établi pour le Québec. Dans l'Ouest canadien, le seuil de 5 à 6 larves/m² est utilisé pour les cultures oléagineuses et les céréales. Bien qu'il soit un ravageur occasionnel, le ver-gris moissonneur est à surveiller, car des dommages ont été rapportés en 2020 dans des champs de canola au Québec.

Options de lutte

Mesures préventives

Travail de sol

Effectué à l'automne, il expose les œufs aux ennemis naturels. Par ailleurs, le travail réduit du sol crée un habitat avec une plus grande diversité d'espèces de vers-gris, mais favorise en même temps les populations d'ennemis naturels qui contrôlent les vers-gris à des niveaux d'infestation acceptables et limitent les fortes infestations.



Gestion des débris de cultures

L'enfouissement des débris de cultures de l'année précédente et/ou des mauvaises herbes au moins deux semaines avant de semer la culture réduit l'attractivité du champ face à ce ravageur.

Date de semis

Retarder le semis de 10 à 15 jours après un travail de sol de printemps aide à réduire les populations en privant les jeunes larves de nourriture. En revanche, un semis tardif peut bénéficier à la cécidomyie du chou-fleur ([p. 20](#)).

Gestion des mauvaises herbes

Le contrôle des mauvaises herbes servant d'hôtes, en bordure ou à proximité du champ, minimise la disponibilité de sources de nourriture pour les vers-gris.

Lutte biologique

La meilleure option de lutte biologique pour les vers-gris consiste à favoriser la diversité et la conservation des populations d'ennemis naturels. Ces dernières augmentent à mesure que les populations de vers-gris augmentent. Après quelques années, les populations d'ennemis naturels sont généralement en nombre suffisant pour maintenir les populations de vers-gris à des niveaux d'infestation acceptables tout en empêchant les graves infestations sporadiques.

Lutte chimique

Avant toute intervention, il est important de confirmer la présence et l'identité des vers-gris, ainsi que le stade des larves, afin de déterminer les mesures à prendre. Les jeunes larves (12 à 18 mm) causent plus de dommages, car elles doivent se nourrir pour grossir, alors que l'alimentation des larves plus âgées (30 à 40 mm) est pratiquement terminée. Il est également important de déterminer si les larves se nourrissent activement sur les plants. Afin d'évaluer si les larves ont arrêté de s'alimenter, il faut les écraser et observer le contenu intestinal. Une couleur verte signifie qu'elles s'alimentent activement des plants alors qu'une couleur brune indique qu'elles ne s'alimentent pas et qu'un traitement foliaire a peu de chance de fonctionner.

Si le seuil économique est dépassé et qu'une intervention est nécessaire, il est conseillé de la faire lorsque les larves font moins de 2,5 cm et en soirée ou en matinée, car la plupart des vers-gris sont nocturnes et émergent du sol la nuit pour se nourrir sur les plantes. Un large volume d'eau est également recommandé afin d'assurer une bonne couverture des plants pour que les larves soient en contact ou ingèrent efficacement le produit. L'insecticide peut prendre plusieurs jours avant d'obtenir sa pleine efficacité, car les larves de vers-gris ne font pas toute surface le même jour. Puisque les dommages de vers-gris se manifestent au champ par zones, il est recommandé de faire des applications localisées, là où le ravageur est présent.



Ennemis naturels des ravageurs du canola

Classés par ordre alphabétique



La présence des ennemis naturels dans les champs de canola a une importance dans la régulation des populations de divers ravageurs. Si les ennemis naturels sont présents dans les champs de canola, c'est qu'ils y trouvent leurs sources alimentaires et qu'il est donc important de les favoriser en vue de maintenir les populations de ravageurs à des niveaux acceptables. Les fiches suivantes présentent des informations générales sur les ennemis naturels retrouvés dans les champs de canola.

Carabes (*Ground beetles*)

Diverses espèces (p. ex. *Agonum* spp. ; *Bembidion* spp. ; *Harpalus* spp. ; *Poecilus* spp. ; *Pterostichus* spp.)

Ordre : Coleoptera

Famille : Carabidae

Alimentation

Les carabes sont des prédateurs généralistes vivant à la surface du sol. Les larves se nourrissent d'insectes à corps mou, alors que les adultes se nourrissent d'une diversité d'insectes de différents stades (larves ou adultes). Tout insecte pouvant être maîtrisé par un carabe est une proie potentielle (p. ex. larves, pupes, pucerons, limaces, escargots, vers de terre, etc.).

Identification

Larve

De deux à plusieurs millimètres de longueur selon l'espèce. Le corps est allongé, beige à noir avec une texture lisse, et possède trois paires de pattes bien visibles. Il est segmenté avec une extrémité plus fine se finissant par deux cerques (appendices). La tête porte des mandibules très visibles qui se projettent vers l'avant.

Adulte

De 1 à 25 mm ou plus selon l'espèce. Le corps est allongé, généralement lustré, noir à brun. Certaines espèces arborent plusieurs couleurs et/ou présentent des reflets métalliques bleus ou verts. Les élytres (ailes antérieures durcies) peuvent être striées, ponctuées ou lisses. La tête est plus petite que le thorax et les mandibules très visibles se projettent vers l'avant.

Cycle de vie

Les carabes passent l'hiver sous forme adulte dans des endroits abrités, à l'intérieur ou en bordure des champs. Les œufs sont pondus d'avril à juin et une femelle peut pondre de 30 à 600 œufs individuellement dans le sol. Après éclosion, la larve passe par trois stades avant de se transformer en adulte dans une loge construite dans le sol. Quelques jours plus tard, l'adulte émerge du sol et se nourrit d'insectes tout au long de sa vie qui peut durer de un à quatre ans. Les adultes sont actifs jusqu'au mois d'octobre avant de s'abriter pour l'hiver. Ces insectes complètent généralement une génération par année, mais certaines espèces peuvent en produire jusqu'à trois annuellement.



Espèces semblables

Les carabes peuvent être confondus avec les taupins, mais ces derniers possèdent un thorax avec des extrémités latérales pointues. Les taupins émettent aussi un son caractéristique (« clic ») lorsqu'ils sont saisis ou qu'ils essaient de se remettre sur leurs pattes quand ils sont placés sur le dos.

Surveillance

La présence de carabes au champ peut être évaluée en soulevant les pierres et les débris leur servant de cachettes durant le jour ou en utilisant un piège-fosse ou un piège refuge.

Autres informations

Les carabes attaquent principalement les insectes de sol et sont d'importants ennemis naturels par la diversité des proies dont ils se nourrissent. La plupart des carabes sont actifs la nuit et se cachent durant le jour sous les débris de cultures, les branches, les roches ou dans les fissures du sol. Ils se mettent à courir lorsqu'ils sont à découvert ou en danger. Les principales espèces retrouvées dans les champs du Québec sont *Pterostichus melanarius* (Illiger), *Harpalus rufipes* (De Geer), *Harpalus pennsylvanicus* (De Geer), *Agonum muelleri* (Herbst), *Agonum placidum* (Say), *Poecilus lucublandus* (Say) et *Bembidion* spp.



Champignons entomopathogènes (*Entomopathogenic fungus*)

Diverses espèces (p. ex. *Beauveria* sp. ; *Entomophtora* sp. ; *Metarhizium* sp. ; *Pandora* sp.)
Ordre : Entomophthorales, Hypocreales

Hôtes

Les champignons entomopathogènes parasitent de nombreux insectes, comme les pucerons, les larves se développant sur les plants et dans le sol, les mouches et les coléoptères. Ils causent généralement leur mort.

Identification

Les insectes infectés semblent intacts, mais parfois leur corps peut paraître gonflé. Plus tard dans leur cycle de développement, du mycélium ressemblant à un duvet blanc, brun ou rosé, peut être observé sur une partie ou l'intégralité de l'insecte.

Cycle de vie

Les champignons entomopathogènes se trouvent dans l'environnement sous forme de spores actives (durant la saison) ou dormantes (en hiver). L'infection de l'insecte se fait par contact avec des spores présentes sur les feuilles, le sol ou dans l'air, ou encore avec des individus infectés ou morts. Lorsque les conditions sont favorables (température et humidité élevées), les spores attachées à l'insecte germent et des hyphes (filaments de mycélium) sont produits. Ceux-ci pénètrent la cuticule de l'insecte et si les défenses immunitaires de ce dernier ne peuvent pas contrer l'infection, le champignon envahit la cavité interne du corps. La croissance du champignon à l'intérieur de l'insecte fait souvent gonfler son abdomen. Après quelques jours, l'insecte meurt et de nouveaux hyphes sont produits et sortent de l'insecte. Ces derniers recouvrent son corps, puis après quelques heures à quelques jours, des spores sont produites et sont dispersées par les vents dans le but d'infecter d'autres insectes et d'assurer la propagation du champignon. À l'automne, les champignons entomopathogènes arrêtent la production de spores actives au profit de spores dormantes, leur permettant ainsi de survivre à l'hiver. Au printemps suivant, ces spores pourront infecter de nouveau les insectes.



Surveillance

L'observation des plants à la recherche de pucerons, de larves de lépidoptères, de mouches et d'autres insectes ayant des filaments blancs, bruns ou rosés colonisant le corps permet de déceler la présence de champignons entomopathogènes. La présence de mouches mortes fixées sur le haut des plants est aussi caractéristique de la présence de champignons entomopathogènes.

Autres informations

Dans des conditions de forte humidité et de températures comprises entre 15 et 25 °C (Entomophthorales), et entre 20 et 30 °C (Hyphomycètes dont les Hypocréales), les champignons entomopathogènes peuvent exercer un bon contrôle des populations de ravageurs. Par ailleurs, plus les densités de population des ravageurs sont importantes, plus la sporulation et la dissémination de ces champignons sont favorisées, permettant une chute rapide des populations. *Beauveria bassiana* (Hypocréales), *Pandora neoaphidis* (Entomophthorales), *Metarhizium anisopliae* (Hypocréales) et *Entomophthora muscae* (Entomophthorales) sont des espèces de champignons entomopathogènes communément retrouvées dans les systèmes agricoles. Certains champignons sont commercialisés et utilisés en lutte biologique, mais ils sont principalement destinés aux cultures en serre.



Chrysopes et hémérobés (Green and brown lacewings)

Diverses espèces (p. ex. *Chrysopa* spp. ; *Hemerobius* sp. ; *Micromus* sp.)
Ordre : Neuroptera Famille : Chrysopidae, Hemerobiidae

Alimentation

Les larves sont prédatrices et se nourrissent d'œufs et de larves d'insectes, ainsi que de petits insectes à corps mou comme les pucerons (p. 48) et les thrips. Les adultes se nourrissent principalement de nectar, de pollen et de miellat de pucerons, mais les adultes de certaines espèces peuvent également être des prédateurs.

Identification

Larve de chrysope¹

Jusqu'à 15 mm de longueur. Le corps est allongé avec une extrémité pointue et varie du jaunâtre au gris avec une marbrure rouge à brune sur tout le long. Le corps est parsemé de poils sur lesquels des débris peuvent s'accumuler. Les pattes sont assez longues et la tête possède de fortes mandibules en forme de faucille.

Adulte de chrysope²

De 15 à 20 mm de long. Il est jaune à vert pâle. Le corps a une petite tête avec de grands yeux et de longues antennes. Il est allongé avec des ailes translucides, parsemées de nervures très visibles, ressemblant à de la dentelle. Les ailes se replient en forme de toit au repos.

Larve d'hémérobe³

Elle ressemble beaucoup à celle de chrysope, mais elle est plus petite, le corps est plus étroit et les pièces buccales sont plus courtes.

Adulte d'hémérobe⁴

Il ressemble beaucoup à celui de chrysope, mais il est plus petit, brun pâle et ses ailes sont ornées de fins petits poils.



Cycle de vie

Les chrysopes et les hémérobès passent l'hiver sous forme de pupes, à l'intérieur ou en bordure des champs. Au printemps, les adultes émergent et les femelles pondent de 100 à 200 œufs ovales attachés (chrysopes) ou non (hémérobès) à un long pédicelle sur la face inférieure des feuilles. Les œufs éclosent après quelques jours, puis les larves se mettent à la recherche de proies pour se nourrir. À maturité, la larve fabrique sur une feuille un cocon blanc velu afin de se métamorphoser avant d'émerger sous forme adulte une à deux semaines plus tard. La durée du développement de ces insectes dépend de la température et du type de proies consommées. Ces insectes font de trois à quatre générations par année.

Surveillance

La présence de larves peut être vérifiée en examinant des plants infestés ou en réalisant un battage des plants. La présence des adultes se vérifie à l'aide d'un filet fauchoir ou d'un piège lumineux.

Autres informations

Les adultes sont actifs la nuit à la recherche de nourriture ou de sites de ponte. Les larves se déplacent rapidement et sont très voraces. Ces ennemis naturels sont rencontrés tôt en saison et peuvent donc exercer un certain contrôle des ravageurs présents à cette même période. Les hémérobès sont moins communs, mais sont actifs à des températures plus basses que les chrysopes, ce qui favorise leur activité encore plus tôt en saison. Certaines espèces de chrysopes et d'hémérobès sont commercialisées pour la lutte biologique, principalement pour les cultures en serre et ornementales.



Coccinelles (*Ladybeetles*)

Diverses espèces (p. ex. *Coccinella* spp. ; *Coleomegilla* sp. ; *Harmonia* sp. ; *Hippodamia* spp. ; *Propylea* sp.)

Ordre : Coleoptera

Famille : Coccinellidae

Alimentation

Les coccinelles se nourrissent de pucerons (p. 48), de thrips, d'acariens et d'autres petits insectes à corps mou comme les jeunes larves de petite taille. Les œufs d'insectes peuvent également être mangés par les coccinelles lorsque leurs proies de prédilection sont en faible abondance.

Identification

Larve

Jusqu'à 11 mm de longueur selon l'espèce. Le corps est fuselé, souvent couvert de tubercules (pics avec épines) et muni de trois paires de pattes bien visibles. La couleur est variable, mais bien souvent noire à bleu-gris métallique avec des taches blanches, jaunes ou orangées.

Adulte

De 2 à 10 mm de long selon l'espèce. Le corps est ovale à rond en forme de dôme avec des élytres (ailes antérieures durcies) noires, orange ou rouges, généralement ornées de points noirs. Les ailes postérieures membraneuses servent au vol. Les pattes sont courtes et l'extrémité des antennes est en forme de massue.

Cycle de vie

Les coccinelles passent l'hiver sous forme adulte à l'extérieur dans des endroits protégés à l'abri du froid ou dans les maisons. Au printemps, elles sortent de leur abri pour s'accoupler et rechercher des proies pour se nourrir. Les œufs jaune vif et ovales sont déposés en grappes de 10 à 50 sur la face inférieure des feuilles ayant des proies. Quelques jours plus tard, les œufs éclosent et les larves se mettent à la recherche de nourriture. Après être passées au travers de quatre stades, les larves se fixent sur une feuille par le bout de leur abdomen et se transforment en pupes. Les nouveaux adultes émergent 3 à 12 jours plus tard. La durée du développement des coccinelles de l'œuf à l'adulte est d'environ 35 à 40 jours selon la température. Les adultes peuvent vivre de quelques semaines à plusieurs mois. Une à cinq générations sont produites annuellement selon l'espèce. À l'automne, les coccinelles se rassemblent souvent en grand nombre pour l'hiver.



Surveillance

L'observation des plants aide à détecter la présence d'œufs, de larves, de pupes et d'adultes de coccinelles. Le filet fauchoir permet également de déceler la présence de larves et d'adultes.

Autres informations

Le nom des coccinelles est souvent donné en fonction du nombre de points sur leur dos. Par contre, la coloration de la coccinelle asiatique varie grandement et elle se reconnaît non pas par son nombre de points, mais par la présence d'une ou plusieurs taches noires en forme de « M » sur son thorax.

Les principales espèces de coccinelles retrouvées au Québec sont :

- ¹ la coccinelle asiatique, *Harmonia axyridis* (Pallas)
- ² la coccinelle maculée, *Coleomegilla maculata* (De Geer)
- ³ la coccinelle à sept points, *Coccinella septempunctata* L.
- ⁴ la coccinelle à 14 points, *Propylea quatuordecimpunctata* (L.)
- ⁵ la coccinelle convergente, *Hippodamia convergens* Guérin-Ménéville

Certaines espèces de coccinelles sont commercialisées pour la lutte biologique, principalement pour les cultures en serre et ornementales.



Parasitoïdes (*Parasitoids*)

Diverses espèces

Ordre : Hymenoptera

Famille : Aphelinidae, Braconidae, Chalcididae, Encyrtidae, Ichneumonidae,
Platygasteridae, Pteromalidae, Trichogrammatidae

Ordre : Diptera

Famille : Bombyliidae, Tachinidae

Hôtes et alimentation

Les larves de guêpes et de mouches parasitoïdes se développent aux dépens de leur hôte en consommant les organes internes. Les adultes se nourrissent de nectar, d'exsudat de plantes et/ou de miellat de pucerons. Les parasitoïdes peuvent s'attaquer aux différents stades de développement de l'hôte (œuf, larve, adulte) appartenant à différentes espèces d'insectes, dont les lépidoptères, les mouches, les coléoptères, les punaises, les guêpes, etc. La grande majorité des ravageurs du canola sont attaqués par des parasitoïdes.

Identification

Larve de guêpe parasitoïde

La taille varie selon l'espèce, mais elle est souvent très petite et a l'apparence d'un asticot blanchâtre à jaune.

Guêpe parasitoïde adulte

La taille et la forme varient selon l'espèce, mais elle est généralement petite (quelques mm). La couleur du corps est également très variable, allant du noir luisant au brun en passant par le jaune et le rouge. Certaines espèces peuvent avoir des reflets métalliques. Les antennes sont généralement coudées et servent à localiser leurs hôtes en les bougeant ou en tapotant les surfaces.

Larve de mouche parasitoïde

La taille varie selon l'espèce. Elle ressemble à un asticot blanc-beige avec des pièces buccales développées permettant de consommer les organes internes de l'hôte.

Mouche parasitoïde adulte

De 5 à 15 mm de long selon l'espèce. La couleur varie de brun pâle à brun foncé, mais peut aussi être gris, vert ou rouge métallique. Des motifs peuvent être observés. L'abdomen possède des poils raides et une seule paire d'ailes est présente.



Cycle de vie

Guêpes parasitoïdes

Elles passent l'hiver sous forme de larves, de pupes ou d'adultes, à l'intérieur de leur hôte. De manière générale, les parasitoïdes pondent leurs œufs à proximité, à la surface ou à l'intérieur de l'insecte hôte. Après éclosion, la larve se développe sur ou dans son hôte, en se nourrissant de celui-ci. Arrivée à maturité, elle se transforme en pupa à l'intérieur ou à l'extérieur de l'hôte, selon l'espèce. La mort de l'hôte est bien souvent causée soit par la sortie de la larve pour se transformer en pupa ou par l'adulte lorsque la pupaison a lieu dans l'hôte. Les guêpes parasitoïdes adultes fraîchement émergées cherchent ensuite de nouveaux hôtes à parasiter. Ces insectes peuvent produire de une à plusieurs générations par année.

Mouches parasitoïdes

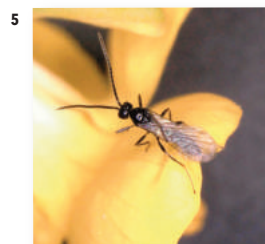
Elles passent l'hiver sous forme de pupes dans le sol. Les adultes sont présents de juin à août. Après l'accouplement, les femelles pondent leurs œufs blancs et allongés à la surface, à l'intérieur ou à proximité de l'insecte hôte. Après éclosion, la larve pénètre dans le corps de l'hôte pour s'y développer. À maturité, elle ressort de l'hôte pour se transformer en pupa dans le sol ou sous les débris végétaux. Les mouches parasitoïdes complètent généralement une seule génération par année.

Espèces semblables

Certaines espèces de guêpes ou de mouches parasitoïdes se ressemblent entre elles et l'identification à l'espèce requiert des connaissances avancées en entomologie. En cas de doute, il est recommandé de faire valider les identifications de spécimens par des spécialistes ([p. 94](#)).

Surveillance

La présence de guêpes parasitoïdes peut être décelée en observant des plants à la recherche de cocons filamenteux bruns ou blancs, de restes d'insectes ou de momies de pucerons brunes ou foncées avec le corps présentant un trou. La présence d'œufs blancs collés à même le corps des espèces d'insectes hôtes révèle la présence de mouches parasitoïdes. Le filet fauchoir aide également à détecter la présence de parasitoïdes adultes. Par contre, il est relativement difficile de les identifier si l'hôte n'est pas connu ou encore de déterminer si les parasitoïdes capturés parasitent vraiment les ravageurs du champ. Il est alors possible de prélever des insectes, des pupes ou des parties de plantes infestées par des ravageurs afin de les mettre en élevage pour observer l'émergence de parasitoïdes, ou encore de disséquer les larves de ravageurs à la recherche de larves de parasitoïdes dans le corps de l'hôte.



Quelques exemples de parasitoïdes

¹ *Synopeas myles* (Walker) est une petite guêpe parasitoïde de la cécidomyie du chou-fleur (p. 20) qui a été recensée pour la première fois au Témiscamingue en 2015 et en Ontario en 2016. Une étude (2018-2023), visant à étudier la distribution et l'abondance de *S. myles* dans les provinces du Québec et de l'Ontario, a montré que l'insecte est présent dans les régions productrices de canola. En plus d'en apprendre davantage sur sa progression dans l'aire d'invasion de la cécidomyie du chou-fleur, l'étude évalue l'efficacité de la guêpe dans le contrôle du ravageur, mais l'impact de cet ennemi naturel sur les populations de cécidomyie du chou-fleur n'était pas encore établi au moment de la rédaction de ce guide.

² De nombreux parasitoïdes s'attaquent au charançon de la silique (p. 24). Une étude, conduite au Québec de 2011 à 2020, a montré qu'environ 75 % des guêpes parasitoïdes qui s'attaquent à ce ravageur appartiennent à l'espèce *Trichomalus perfectus* (Walker). De plus, ces guêpes parasitoïdes sont largement implantées dans les régions productrices de canola (66 % des champs présentant du charançon) et leur taux de parasitisme assure un bon contrôle de ce ravageur. Entre 2011 et 2020, seulement 5 des 292 sites (1,7 %) suivis par le Réseau d'avertissements phytosanitaires (RAP) Grandes cultures (p. 94) ont dépassé le seuil d'intervention de 25 % de siliques endommagées par le charançon de la silique.

³ Le parasitoïde de la fausse-teigne des crucifères (p. 28), *Diadegma insulare* (Cresson), est une petite guêpe à l'abdomen et aux pattes brun-rouge. Cette espèce est la plus fréquemment retrouvée en Amérique du Nord et au Canada. Elle pond ses œufs dans les larves de fausse-teigne des crucifères et fait son cocon dans la chrysalide. Bien que difficile à observer, la présence du parasitoïde dans la chrysalide peut parfois être décelée par un corps sombre à l'intérieur, correspondant à la puppe ou à l'adulte du parasitoïde. Lorsque présent dans les champs, les taux de parasitisme peuvent largement dépasser les 50 %, en allant jusqu'à 90 %. Cette espèce est très sensible aux insecticides.

2



3

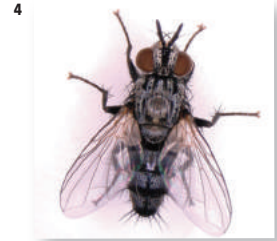


5



⁴ Plusieurs guêpes (Braconidae, Encyrtidae et Ichneumonidae) et mouches (Bombyliidae et Tachinidae) parasitoïdes s'attaquent aux vers-gris (p. 60; p. 64) et jouent un rôle majeur dans le contrôle des populations. Les guêpes de la famille des Braconidae et des Ichneumonidae pondent leurs œufs dans les jeunes larves de vers-gris et tuent l'hôte au stade de larve ou de préchrysalide, alors que celles de la famille des Encyrtidae pondent leurs œufs dans les œufs de vers-gris et tuent leur hôte lorsque la larve est à maturité. Les taux de parasitisme rapportés varient de 20 à 60 % selon l'espèce. Les mouches de la famille des Bombyliidae pondent leurs œufs sur le sol et après éclosion, les larves se dispersent à la recherche de larves de vers-gris à parasiter. Les mouches de la famille des Tachinidae pondent directement dans l'hôte, sur l'hôte ou proche de l'hôte. À maturité, les larves émergent de leur hôte pour se métamorphoser à proximité, sur le sol ou sous la litière des feuilles.

⁵ Les guêpes parasitoïdes de pucerons appartiennent à deux familles : les Braconidae et les Aphelinidae. Elles sont très petites, solitaires et sont spécifiques puisqu'elles ne parasitent que les pucerons (p. 48). Leur durée de vie est de deux à trois jours et de nombreuses générations se succèdent au cours de la saison. Par exemple, *Diaeretiella rapae* (McIntosh) est un important parasitoïde cosmopolite qui peut parasiter un peu plus de 90 espèces de pucerons dont *Myzus persicae* (Sulzer), ainsi que plusieurs pucerons associés aux Brassicaceae tels que *Lipaphis pseudobrassicae* (Davis). Les pucerons parasités se transforment en momies hypertrophiées qui peuvent être observées dans les colonies de pucerons. La guêpe adulte émerge en forant un trou sur le dos de l'abdomen, laissant le cadavre sur la feuille.



Punaises prédatrices

(Minute pirate bugs, Damsel bugs, Shield bugs)

Diverses espèces (p. ex. *Orius* spp. ; *Nabis* spp. ; *Podisus* sp.)

Ordre : Hemiptera

Famille : Anthocoridae, Nabidae, Pentatomidae

Alimentation

Les larves et les adultes des punaises prédatrices sont des généralistes qui se nourrissent de plusieurs insectes à différents stades de leur développement (œuf, larve, adulte), dont les pucerons ([p. 48](#)), les thrips, les cicadelles, les acariens, les papillons, les punaises ([p. 52](#)), etc.

Identification

Anthocoridae¹

De 1 à 5 mm de long. Le corps des adultes est noir et blanc, aplati, dur, ovale à légèrement allongé. La tête se projette vers l'avant et les pièces buccales forment un rostre utilisé pour pénétrer les proies. L'extrémité de l'abdomen laisse entrevoir, dans la forme d'un triangle, les ailes membraneuses servant au vol. Les larves sont plus petites et de couleur plus claire. Les ailes se développent progressivement au cours des différents stades larvaires.

Nabidae²

De 5 à 12 mm de long. Le corps des adultes, brun grisâtre, est long et élancé, se rétrécissant vers la tête et finissant par un rostre. Les pattes sont longues et celles de devant possèdent des épines servant à retenir les proies. Les larves ressemblent aux adultes, mais sont plus pâles. Les ailes se développent progressivement au cours des différents stades larvaires.

Pentatomidae³

Généralement de grande taille avec une moyenne se situant autour de 10 mm. Le corps des adultes est ovale, en forme de bouclier, souvent brun, mais pouvant présenter des motifs de diverses couleurs comme le vert, le rouge ou le noir. Les larves sont plus petites, plus rondes et possèdent quatre articles sur les antennes (contre cinq chez les adultes). Les ailes se développent progressivement au cours des différents stades larvaires.



Cycle de vie

Les punaises hibernent au stade adulte dans des débris de cultures ou dans des endroits abrités, à l'intérieur ou en bordure des champs. Les punaises Nabidae peuvent également passer l'hiver dans des cultures pérennes ou bisannuelles (céréales, luzernières, cultures de couverture). Les femelles Anthocoridae et Nabidae pondent leurs œufs dans les tissus de la plante, alors que ceux des Pentatomidae sont pondus sur les plantes. Ces derniers sont facilement reconnaissables, car ils ressemblent à des petits tonneaux avec des poils formant une couronne sur le dessus. Tout au long de leur vie, ces punaises prédatrices se nourrissent d'insectes. Selon l'espèce, les punaises ont une à quatre générations par année.

Espèces semblables

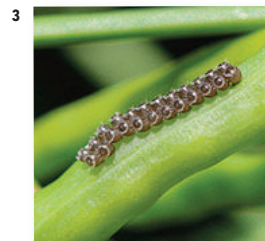
Les adultes Anthocoridae (*Orius* spp.) peuvent être confondus avec ceux de la punaise terne (p. 52), mais cette dernière est plus grande et arbore un triangle ou un «V» contrasté, jaune ou clair, au centre supérieur de son dos. Les punaises prédatrices de la famille des Pentatomidae peuvent être confondues avec des espèces phytophages (s'alimentant exclusivement de végétaux) de la même famille.

Surveillance

La présence de larves et d'adultes peut être vérifiée en examinant des plants ou en les prélevant au filet fauchoir.

Autres informations

Les punaises prédatrices utilisent leur rostre pour transpercer le corps de leur proie dans laquelle elles injectent une salive qui la paralyse et liquéfie son contenu avant de l'aspirer pour se nourrir. Lorsqu'elles sont manipulées, les punaises Anthocoridae et Nabidae peuvent infliger une piqûre douloureuse avec leur rostre. Les punaises Pentatomidae, quant à elles, émettent une forte odeur d'où leur nom anglais «*stink bug*». La punaise Anthocoridae *Orius insidiosus* (Say) est produite commercialement pour une utilisation en lutte biologique.



Staphylins (*Rove beetles*)

Diverses espèces (p. ex. *Aleochara bilineata* Gyllenhal ; *Philonthus fuscipennis* Mannerheim)

Ordre : Coleoptera

Famille : Staphylinidae

Alimentation

Les staphylins représentent une famille d'insectes très diversifiée et ayant de multiples rôles écologiques (prédateurs, charognards, décomposeurs, mycétophages, etc.). Les larves et les adultes d'espèces prédatrices s'attaquent aux pucerons ([p. 48](#)), aux acariens, aux larves et aux œufs de différents insectes présents au niveau du sol ou dans les débris de plantes. Les plus grosses espèces peuvent s'attaquer aux larves de lépidoptères ([p. 60](#); [p. 64](#)) et aux limaces ([p. 32](#)). Les larves de certaines espèces (*Aleochara* spp.) peuvent parasiter les larves de mouche comme la mouche du chou ([p. 40](#)).

Identification

Larve

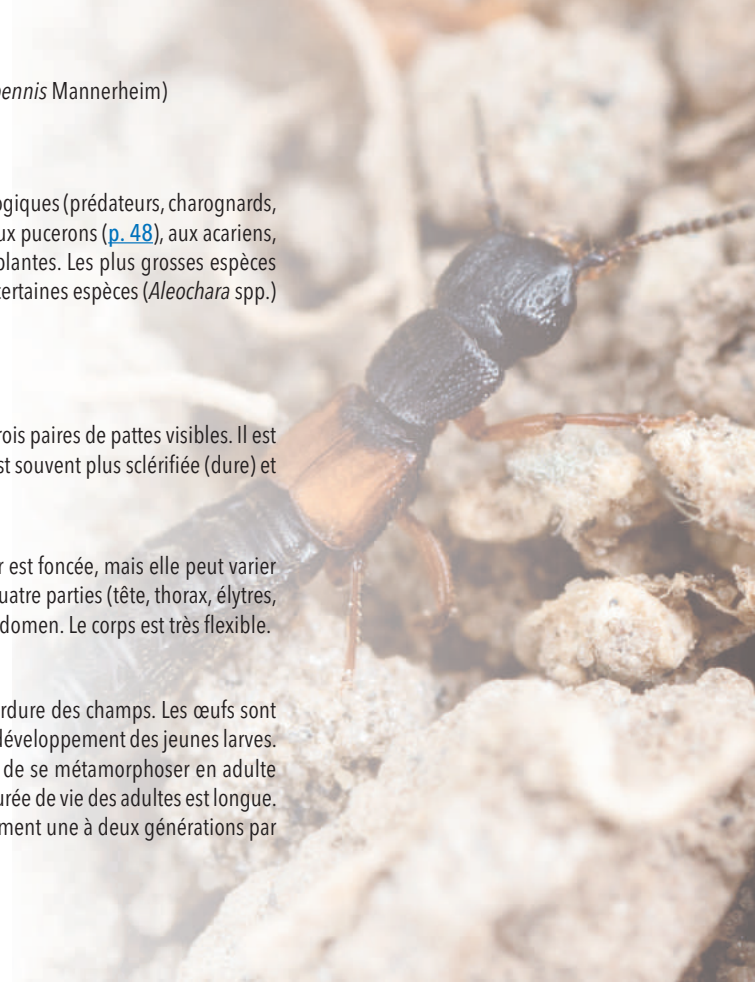
De 0,5 à 25 mm selon l'espèce. Le corps est allongé et légèrement aplati, sans ailes, et possède trois paires de pattes visibles. Il est segmenté, blanc crème à brun, et se finit souvent par deux petits cerques (appendices). La tête est souvent plus sclérifiée (dure) et de couleur plus foncée que le reste du corps.

Adulte

De 1 à 35 mm selon l'espèce. Le corps est allongé et possède une extrémité pointue. La couleur est foncée, mais elle peut varier selon l'espèce, avec la présence ou non de taches. Vu du dessus, l'adulte semble être divisé en quatre parties (tête, thorax, élytres, abdomen) et les élytres (ailes antérieures durcies) courtes laissent apparaître une portion de l'abdomen. Le corps est très flexible.

Cycle de vie

Les staphylins passent l'hiver sous forme adulte dans des milieux abrités, à l'intérieur ou en bordure des champs. Les œufs sont pondus dans le sol de mai à juin, généralement près d'une source de nourriture afin d'assurer le développement des jeunes larves. Après éclosion, la larve se développe rapidement (quelques jours à quelques semaines) avant de se métamorphoser en adulte dans le sol. Quelques jours plus tard, les adultes émergent du sol et se nourrissent d'insectes. La durée de vie des adultes est longue. Ils sont actifs jusqu'à l'automne avant de s'abriter pour l'hiver. Ces insectes complètent généralement une à deux générations par année.



Surveillance

La présence de staphylins au champ peut être évaluée en soulevant les pierres et les débris leur servant de cachettes durant le jour ou en utilisant un piège-fosse.

Autres informations

Les staphylins sont retrouvés dans presque tous les types d'habitats. Ils vivent sous les roches, les débris végétaux et les litières en décomposition. Tout comme les carabes ([p. 70](#)), ils sont actifs la nuit. Lorsqu'ils courent ou sont menacés, ils soulèvent l'extrémité de leur abdomen tel un scorpion. Les staphylins sont parfois confondus avec les larves de carabes ([p. 70](#)) ou les perce-oreilles (*Forficula* spp.).



Syrphes

(Hoverflies, Flowerflies, Syrphid flies)

Diverses espèces (p. ex. *Allograpta* sp. ; *Syrphus* sp.)
 Ordre : Diptera Famille : Syrphidae

Alimentation

Les larves sont prédatrices et se nourrissent de pucerons, de larves de lépidoptères et d'autres insectes de petite taille. Les adultes se nourrissent de nectar et de pollen et représentent une part importante des pollinisateurs.

Identification

Larve

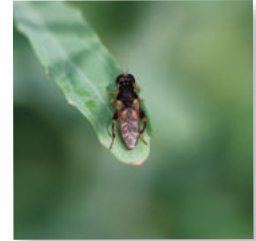
De 3 à 15 mm de longueur selon l'espèce. La larve est apode, effilée au niveau de la tête et présente une texture ridée ou fripée. La couleur est variable (jaunâtre, verdâtre, blanchâtre ou brunâtre, parfois avec des taches) et son corps est légèrement translucide qui laisse entrevoir les organes internes.

Adulte

À peu près la même longueur que les larves. Le corps est lisse, sans poils, de couleur vive variant du jaune à l'orangé avec des bandes ou des motifs bruns à noirs. Une seule paire d'ailes transparentes est présente. La tête a des yeux relativement larges et une paire d'antennes courtes.

Cycle de vie

Les syrphes passent l'hiver sous forme de pupes, attachées aux plantes, sous les débris ou dans le sol. Les adultes émergent au printemps puis s'accouplent. La femelle pond ses œufs blancs et allongés individuellement, généralement près des colonies de pucerons. La larve éclot quelques jours après la ponte et se nourrit de pucerons. Elle passe par trois stades larvaires avant d'arriver à maturité après deux à trois semaines. La larve se transforme en pupa qui ressemble à une goutte d'eau et la pupaison a lieu sur les plantes ou dans le sol. Les nouveaux adultes émergent après une à deux semaines sauf lorsque la pupa entre en hibernation. Les syrphes font de deux à quatre générations par année qui se chevauchent selon les températures.



Espèces semblables

Les syrphes sont souvent confondus avec les abeilles ou les guêpes, mais ils sont généralement plus petits. Ils possèdent une seule paire d'ailes transparentes et peuvent faire du vol stationnaire et de côté. Leur corps est généralement brillant contrairement aux abeilles qui sont généralement très poilues et dont la couleur est due à la pigmentation des poils.

Surveillance

L'observation des plants infestés par des pucerons ou des petites larves de lépidoptères aide à détecter la présence de larves, alors que le filet fauchoir permet de détecter la présence de larves et d'adultes. Les adultes peuvent aussi être observés volant dans les champs de canola.

Autres informations

Les syrphes adultes sont retrouvés en très grande quantité dans le canola et certaines espèces peuvent jouer un rôle important dans la pollinisation des plantes. Ils sont souvent observés en vol stationnaire près des fleurs, d'où leur nom anglais «*Hoverflies*». Les larves étant apodes, elles adhèrent à la feuille et se déplacent à tâtons tout en relevant la tête qu'elles oscillent d'un bord à l'autre à la recherche de proies. Une fois la proie capturée, la larve aspire le contenu des insectes dont elle se nourrit et délaïse l'exosquelette qui est ratatiné. Les syrphes étant actifs à des températures plus basses que les coccinelles, ils sont présents plus tôt en saison et peuvent ainsi exercer un certain contrôle des ravageurs apparaissant tôt en saison. Le syrphé d'Amérique, *Eupeodes americanus* (Wiedemann), est commercialisé en lutte biologique, mais principalement pour les cultures en serre.



Quelle est l'importance des pollinisateurs dans la culture de canola ?

La pollinisation, c'est-à-dire le transfert du pollen des organes mâles aux organes femelles des fleurs, est le processus de la reproduction sexuée chez les plantes. C'est grâce à elle que les plantes peuvent produire des fruits et des graines. La pollinisation est surtout assurée par les insectes qui visitent les fleurs à la recherche de nourriture (nectar et pollen), dont plusieurs bourdons, guêpes, mouches, papillons et coléoptères. Cependant, les championnes de la pollinisation sont sans contredit les abeilles. Qu'elles soient domestiques ou sauvages, elles sont des pollinisatrices particulièrement efficaces en raison, notamment, des nombreux poils qui recouvrent leur corps et qui leur permettent de transporter de grandes quantités de pollen d'une fleur à l'autre. Leur grande mobilité contribue à la visite de nombreuses fleurs en peu de temps.

Le canola constitue une source de nourriture très intéressante pour les pollinisateurs. Son nectar a une concentration élevée en sucre et il fournit beaucoup de pollen. Sa période de floraison peut durer jusqu'à un mois, offrant ainsi une longue période de source d'alimentation pour les pollinisateurs. Même en l'absence de ruches à proximité, il est possible d'observer de nombreuses abeilles domestiques et indigènes qui butinent dans les champs de canola puisqu'elles peuvent parcourir de longues distances (jusqu'à 5 km) pour polliniser les fleurs de canola qui sont attirantes. Les abeilles sont d'ailleurs nécessaires à la production de semences de canola de qualité et leur présence dans les champs peut augmenter la capacité de germination des semences. Elles améliorent les rendements et la qualité du produit en plus de favoriser l'uniformité de la floraison et une maturation plus précoce.

Bien que le canola puisse être produit sans pollinisateurs, leur présence apporte de nombreux avantages sur la production et la rentabilité de cette culture. Cependant, beaucoup de pollinisateurs sont actuellement en déclin, principalement à cause de la diminution des sources de nourriture et de la perte de leur habitat. Différents facteurs, tels que l'agriculture intensive, l'utilisation systématique de pesticides, la présence de parasites (p. ex. *Varroa destructor* Anderson & Trueman) et les changements climatiques, contribuent également au déclin ou aux déplacements des populations. Il est donc plus que jamais important de mettre en place des stratégies de la gestion intégrée des ennemis des cultures (GIEC; [p. 6](#)) afin de protéger les pollinisateurs qui fournissent un service d'importance pour les producteurs agricoles.



Comment conserver et favoriser les pollinisateurs et les ennemis naturels ?

En favorisant la pollinisation et le contrôle naturel des populations de ravageurs, les mesures de conservation des insectes bénéfiques (pollinisateurs et ennemis naturels) peuvent avoir un effet significatif sur la rentabilité de plusieurs cultures. Outre l'adoption de stratégies de la gestion intégrée des ennemis des cultures (GIEC; [p. 6](#)) facilitant la diminution des applications de pesticides, différentes actions peuvent être mises en place en vue de favoriser et de conserver les insectes bénéfiques. Comme tout insecte, les pollinisateurs et les ennemis naturels ont besoin de nourriture et d'un habitat pour s'installer, se reproduire, ou passer l'hiver. Leur conservation consiste donc à leur fournir ce dont ils ont besoin afin qu'ils puissent s'établir et rester pendant longtemps. Voici une liste non exhaustive d'actions concrètes pouvant être mises en place pour conserver et favoriser les insectes bénéfiques et les ennemis naturels.

Conserver les habitats favorables déjà existants

Une première étape consiste à repérer et à conserver les habitats propices aux pollinisateurs et aux ennemis naturels, tels que les bordures de champs et de chemins, les haies brise-vent, les boisés et les bandes riveraines. Il faut éviter de détruire ou de contaminer ces habitats avec des pesticides, afin qu'ils puissent servir de refuges pour les pollinisateurs et les ennemis naturels. L'entretien des habitats aide également à fournir une source d'alimentation (nectar, proies ou hôtes) et/ou des sites d'hibernation nécessaires à l'établissement et à la conservation des insectes bénéfiques. Les agrosystèmes présentant une combinaison de zones cultivées et de zones de conservation des habitats (petites parcelles d'habitats naturels, haies, boisés, etc.) sont favorables à la pollinisation et au contrôle naturel des populations de ravageurs du canola.

Les techniques de travail réduit du sol sont aussi un facteur important dans la conservation des insectes bénéfiques et de leurs habitats. Elles permettent de conserver et d'améliorer le contrôle naturel des populations de ravageurs en minimisant les impacts négatifs sur les populations de prédateurs du sol (p. ex. carabes, staphylyns; [p. 70](#) et [p. 84](#)) et les parasitoïdes ([p. 78](#)) qui passent l'hiver dans le sol sous forme d'adultes ou de pupes. Comme de nombreuses espèces d'abeilles sauvages font leur nid dans le sol, elles profitent aussi des zones non travaillées à proximité des champs en les utilisant comme refuges.

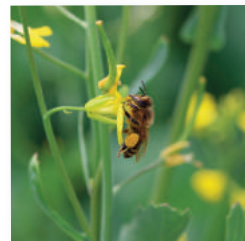


Créer de nouveaux habitats pour les pollinisateurs et les ennemis naturels

L'abondance de pollinisateurs et d'ennemis naturels peut aussi être augmentée en aménageant de nouveaux habitats favorables à la biodiversité. Des zones non cultivées peuvent ainsi être converties en bandes fleuries, en bandes riveraines ou en haies brise-vent en y implantant des arbres et des plantes à fleurs indigènes. Le choix et la diversité des espèces végétales sont importants pour favoriser l'implantation et la rétention à long terme des insectes bénéfiques. Les plantes choisies doivent ainsi être riches en pollen et en nectar, avoir des fleurs de profondeurs différentes pour favoriser la diversité des espèces attirées, et fleurir sur des périodes différentes de manière à fournir de la nourriture tout au long de la saison. Certains insectes attirés par ces nouveaux habitats pourront en outre servir de proies ou d'hôtes pour des ennemis naturels. À titre d'exemple, les fleurs des bandes fleuries, riveraines ou boisées, attirent les syrphes adultes ([p. 86](#)) pour la pollinisation, alors que les pucerons présents sur ces plantes contribuent au développement des larves de syrphes en plus d'être de bons réservoirs de coccinelles ([p. 76](#)) aussi attirées par les proies. Idéalement, ces zones doivent être assez grandes, non isolées et être situées à proximité du champ pour que la culture soit facilement accessible par les insectes bénéfiques au moment opportun. Ceci est d'autant plus important, car le canola bénéficie grandement des pollinisateurs ([p. 88](#)). Cette rétention dans ces nouveaux habitats assure leur présence lors de la floraison. De plus amples renseignements sur l'aménagement de ces zones peuvent être trouvés en consultant diverses publications telles que « [Les insectes pollinisateurs indigènes et l'agriculture au Canada](#) » diffusée par Agriculture et Agroalimentaire Canada, « [À chacun sa bande : guide des bandes riveraines en milieu agricole](#) » diffusée par le Club-conseil Gestrie-Sol et « [Guide d'identification et de gestion - Pollinisateurs et plantes mellifères](#) » diffusée par le CRAAQ.

Adopter des pratiques qui favorisent les pollinisateurs et les ennemis naturels

Un des facteurs les plus importants pour favoriser les insectes bénéfiques dans le canola est l'utilisation raisonnée des pesticides (insecticides, herbicides et fongicides). En effet, l'application de pesticides peut avoir un effet néfaste sur les organismes bénéfiques à la culture, tels que les pollinisateurs, les ennemis naturels, les champignons entomopathogènes, ainsi que sur les plantes leur servant de refuges. Leur utilisation doit donc être réduite au minimum. Les ennemis naturels et les abeilles sont sensibles aux insecticides à large spectre d'action et doivent être évités. Il est donc recommandé de privilégier les pesticides les plus efficaces contre les ennemis visés, mais les moins toxiques pour les insectes auxiliaires. L'éradication complète des ravageurs n'est d'ailleurs pas conseillée, car le fait de garder des populations de ravageurs en dessous des seuils de nuisibilité favorise également le maintien des ennemis naturels. L'adoption de stratégies de la GIEC ([p. 6](#)), notamment l'utilisation de méthodes préventives, le suivi des champs par des dépistages, le respect des seuils économiques d'intervention et du moment de l'application, permettent souvent de maintenir les populations de ravageurs à des niveaux acceptables et de réduire significativement l'utilisation de pesticides néfastes pour les organismes bénéfiques, la santé humaine et l'environnement.



Quoi faire lors d'une intervention phytosanitaire ?

Bien que l'application d'insecticides ne soit pas le seul moyen de lutte contre les ravageurs (voir la section Options de lutte dans les fiches insectes), il arrive cependant qu'un traitement phytosanitaire soit justifié. Il est alors important de s'assurer que le seuil d'intervention est bien atteint à l'aide d'un dépistage exhaustif, que le stade de la culture n'est pas trop avancé et que le ravageur ciblé par le traitement est toujours présent dans la culture. Voici quelques éléments à considérer avant, pendant, et après une intervention phytosanitaire.

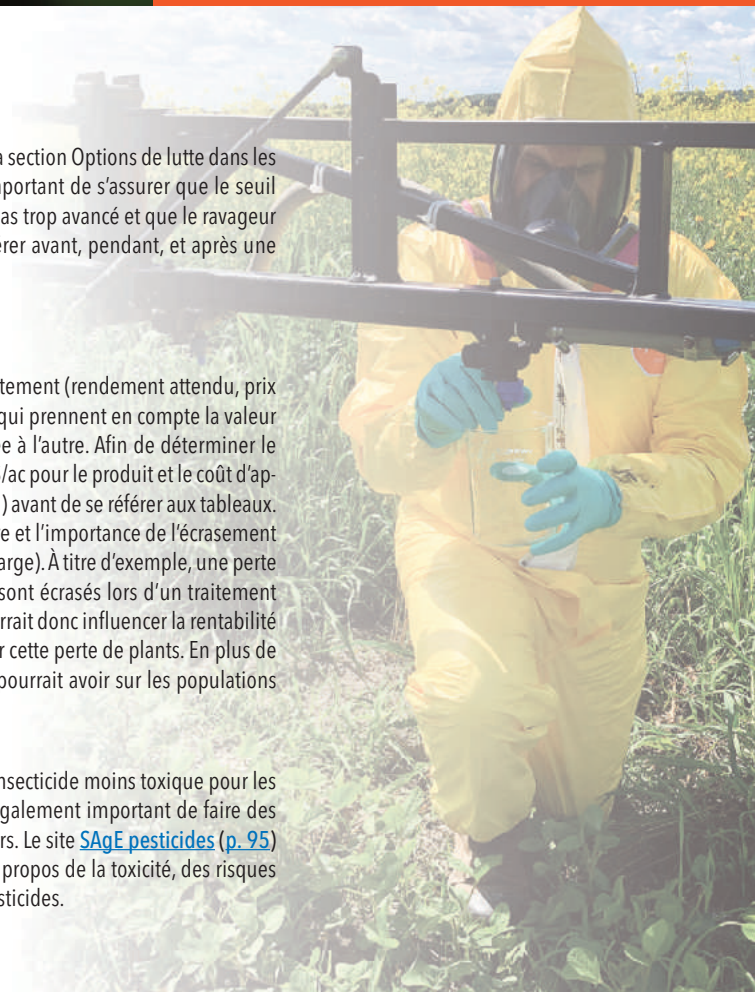
Avant l'application d'un traitement phytosanitaire

Rentabilité et impact du traitement insecticide

Préalablement à une intervention phytosanitaire, il est nécessaire d'évaluer la rentabilité du traitement (rendement attendu, prix net de vente, coût total de l'intervention et méthode d'application). Selon les tableaux existants qui prennent en compte la valeur de vente de la culture et le coût des traitements, le seuil d'intervention peut varier d'une année à l'autre. Afin de déterminer le retour sur investissement, il est donc nécessaire d'estimer le coût total de l'intervention (\$/ha ou \$/ac pour le produit et le coût d'application), le rendement moyen et le prix de vente pour calculer la valeur de la culture (\$/t ou \$/bu) avant de se référer aux tableaux. Il faut aussi considérer qu'un certain nombre de plants sont écrasés lors de l'intervention terrestre et l'importance de l'écrasement est fonction de la largeur de la rampe d'épandage (plus de passages lorsque la rampe est moins large). À titre d'exemple, une perte de rendement atteignant 4 % peut être considérée en supposant que quatre rangs de canola sont écrasés lors d'un traitement (pulvérisateur de 60 pieds). La perte potentielle de rendement due à l'écrasement des plants pourrait donc influencer la rentabilité du traitement phytosanitaire puisqu'un gain supérieur en récolte est nécessaire pour compenser cette perte de plants. En plus de la rentabilité, il est important de prendre en compte l'impact que le traitement phytosanitaire pourrait avoir sur les populations d'ennemis naturels et les pollinisateurs.

Choix de l'insecticide

Dans la mesure du possible, il faut éviter les insecticides à large spectre et plutôt privilégier un insecticide moins toxique pour les pollinisateurs et les ennemis naturels. Si des applications successives sont nécessaires, il est également important de faire des rotations de groupes de pesticides afin d'éviter le développement de résistance chez les ravageurs. Le site [SAG pesticides \(p. 95\)](#) indique les insecticides homologués pouvant être utilisés en plus de donner de l'information à propos de la toxicité, des risques associés (pollinisateurs, environnement et santé) et du groupe auquel appartient chacun des pesticides.



Choix de la dose d'insecticide

Lorsque différentes doses sont possibles, privilégier la dose la moins élevée recommandée sur l'étiquette pour lutter contre l'insecte ciblé.

Seuil d'intervention

Il est important de connaître le seuil d'intervention du ravageur ciblé et de suivre les populations et les dommages à l'aide de dépistages fréquents. Cette façon de faire permettra d'appliquer le produit seulement lorsque justifié tout en augmentant la rentabilité du traitement.

Stade de culture adéquat

Si le stade de croissance recommandé pour une application est dépassé, il est conseillé de ne pas traiter. Le traitement ne servirait à rien et ne serait pas rentable.

Contacteur les apiculteurs

Si des ruches se trouvent à proximité, il est dans l'intérêt économique des producteurs (p. 88), de choisir des insecticides et des moments d'application qui minimisent les impacts négatifs sur les abeilles. Il est donc recommandé d'aviser à l'avance les apiculteurs lors d'une application près de leurs ruches, afin qu'ils puissent les protéger ou les relocaliser. L'utilisation de l'outil web [ApiProtection](#) peut aider les producteurs à localiser les ruches avant l'application de pesticides, bien que toutes ne soient pas répertoriées.

Préparer les équipements de protection individuelle (EPI) adéquats

Il est important de porter des EPI appropriés pour réduire au minimum l'exposition aux pesticides et ainsi protéger la santé humaine. L'étiquette du produit utilisé renseigne sur les EPI adéquats et donne des instructions précises sur leur utilisation et les mesures à prendre pour se protéger de l'exposition.

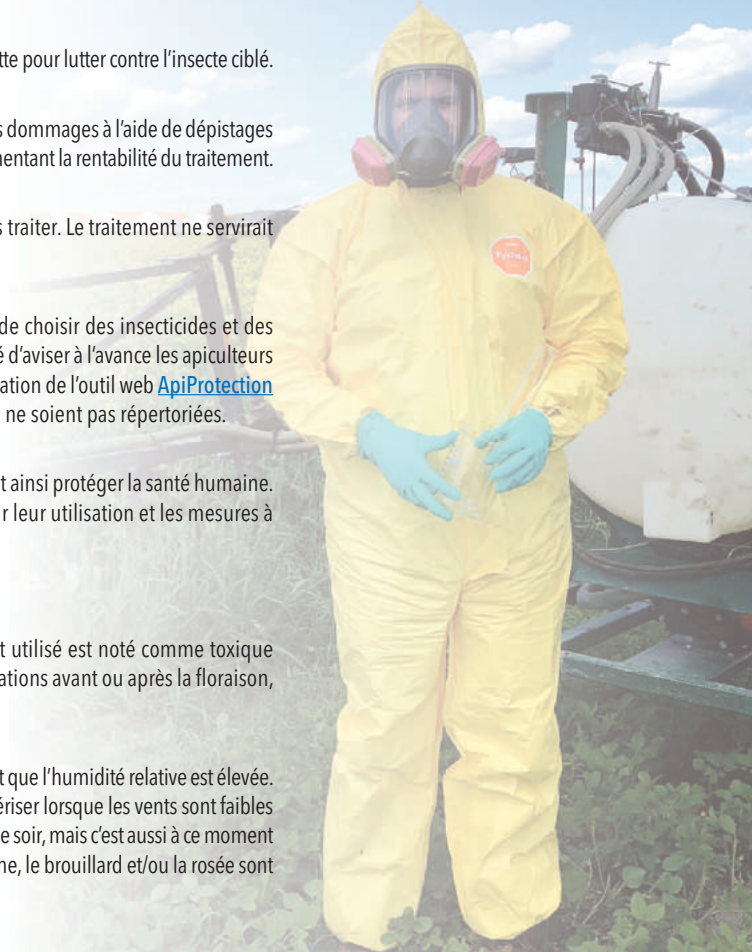
Au moment de l'application d'un traitement phytosanitaire

Suivre les recommandations de l'étiquette

L'étiquette du produit utilisé donne des recommandations sur sa bonne utilisation. Si le produit utilisé est noté comme toxique pour les abeilles, il faut éviter de pulvériser lorsque la culture est en fleurs et préférer des pulvérisations avant ou après la floraison, toujours en suivant les recommandations de l'étiquette.

Conditions météorologiques lors de la pulvérisation

Généralement, il est recommandé d'effectuer les pulvérisations lorsque les températures sont basses et que l'humidité relative est élevée. Les températures trop élevées rendent les produits moins efficaces. Il est aussi recommandé de pulvériser lorsque les vents sont faibles (5 à 15 km/h) afin de limiter la dérive. Ces conditions sont généralement présentes tôt le matin ou tard le soir, mais c'est aussi à ce moment que s'opère le phénomène d'inversion des températures qui favorise la dérive des pesticides. La brume, le brouillard et/ou la rosée sont des indicateurs d'une inversion de température.



Il est donc important de tenir compte du sens du vent afin d'éviter toute dérive et de protéger les habitations voisines, les sources d'eau potable, les ruches à proximité et les zones refuges des insectes bénéfiques.

Moment de la pulvérisation

Il est important d'observer l'activité des pollinisateurs avant de faire une application. Les abeilles sont actives durant le jour, en particulier lors des journées chaudes et ensoleillées. Les pulvérisations doivent donc être faites le plus tard possible dans la journée ou très tôt le matin, lorsque les pollinisateurs ne butinent pas. Il faut privilégier les pulvérisations en soirée, car l'émulsion a le temps de sécher avant que les abeilles ne soient exposées le lendemain.

Zone d'application

Dans certains cas, il est possible de traiter uniquement les parties de champs affectées par les ravageurs, ou les cultures-pièges si cette méthode est utilisée. En plus de réduire les coûts et les quantités de pesticides utilisés, cela diminue l'impact sur les insectes bénéfiques, la santé et l'environnement. Il est aussi important de respecter les zones tampons en bordure des cours d'eau et des habitats refuges des insectes bénéfiques.

Optimiser la qualité de l'application et limiter la dérive

Le choix du matériel d'application peut réduire les risques de dérive (buses anti-dérive). La vitesse d'avancement, la hauteur de la rampe et la taille des gouttelettes peuvent aussi influencer la qualité de la couverture, l'efficacité du traitement et la dérive. Il est donc important de procéder à un ajustement des buses, de la pression, de la quantité d'eau, etc. afin de maximiser l'efficacité du traitement. Le service [Action-réglage](#) permet de trouver un conseiller qui offre le service de réglage du pulvérisateur si nécessaire.

Après la pulvérisation

Entretien

Il faut nettoyer, entretenir et étalonner le pulvérisateur.

Rétroaction

Il est possible de laisser des bandes non traitées (témoins) pour évaluer l'efficacité du traitement et estimer l'avantage retiré sur les rendements.

Finalement, l'application de la gestion intégrée des ennemis des cultures (GIEC; [p. 6](#)) nécessite l'adoption de stratégies visant à prévenir les ravageurs pour n'avoir recours aux pesticides que lorsque nécessaire. Sa mise en place réduit significativement l'utilisation de pesticides dans les champs et contribue au développement d'une agriculture durable et respectueuse de l'environnement, tout en maintenant la rentabilité de l'entreprise agricole. Des renseignements supplémentaires peuvent être obtenus auprès d'un agronome ou du Réseau d'avertissements phytosanitaires (RAP) Grandes cultures ([p. 94](#)).

Obligations réglementaires encadrant l'utilisation des néonicotinoïdes

Dans le but de réduire l'utilisation des pesticides les plus à risque, le ministère de l'Environnement et de la Lutte contre les changements climatiques (MELCC) a mis en place, depuis le 8 septembre 2018, une réglementation encadrant notamment l'achat et l'utilisation des semences traitées aux insecticides de la famille des néonicotinoïdes : la clothianidine, l'imidaclopride et le thiaméthoxame. Ces trois néonicotinoïdes enrobant les semences de certaines cultures, dont le canola, doivent faire l'objet d'une justification et d'une prescription agronomiques pour pouvoir être achetés et utilisés.

Pour plus d'information, consulter un agronome ou les avis du MELCC pour connaître l'ensemble des obligations réglementaires en lien avec les pesticides de la classe 3A :

[Pour les agriculteurs](#)

[Pour les agronomes](#)

Pour aller plus loin...

Le Réseau d'avertissements phytosanitaires (RAP)

Le RAP a pour mission d'informer les producteurs et autres intervenants de l'agroalimentaire québécois sur la présence et l'évolution des ennemis des cultures dans leur région et sur les stratégies d'intervention les plus appropriées dans un contexte de gestion intégrée des ennemis des cultures (GIEC; [p. 6](#)) et de développement durable. Le RAP est sous la responsabilité de la Direction de la phytoprotection du ministère de l'Agriculture, des Pêcheries et de l'Alimentation du Québec (MAPAQ). Le CÉROM assure la coordination du RAP consacré aux grandes cultures depuis 2013. Ce réseau est appuyé par une équipe multidisciplinaire composée d'agronomes, de chercheurs, de biologistes et de dépisteurs suivant plus de 600 champs à travers la province.

Qu'est-ce que le RAP peut apporter ? De par son grand réseau et ses communications hebdomadaires, l'inscription aux communiqués du RAP permet d'obtenir de l'information régionalisée, des moyens de lutte appropriés selon les densités de ravageurs et de l'information en tout temps sur les ravageurs des cultures. L'inscription est gratuite et sert à recevoir directement par courriel les informations les plus à jour afin de prendre des décisions éclairées quant à la protection des cultures. Les communications hebdomadaires diffusées en cours de saison sont appelées des avertissements. Ces derniers sont concis et facilement consultables sur les appareils mobiles. Le RAP produit également des fiches techniques plus détaillées sur les différents ennemis des cultures ainsi que sur leur gestion intégrée.

Pour s'abonner gratuitement au RAP : www.agrireseau.net/rap

Le Laboratoire d'expertise et de diagnostic en phytoprotection (LEDP) du ministère de l'Agriculture, des Pêcheries et de l'Alimentation du Québec (MAPAQ)

Le LEDP œuvre auprès de la clientèle agricole dans les domaines de la phytopathologie (maladies), de l'entomologie (insectes et autres arthropodes) et de la malherbologie (mauvaises herbes). Il a pour mission de développer et de maintenir une expertise de pointe en phytoprotection afin d'appuyer les producteurs et les intervenants agricoles. Cet appui se manifeste par le partage de connaissances et l'identification des problèmes phytosanitaires, des ennemis et des alliés des cultures dans l'optique de favoriser un développement durable des productions végétales au Québec. Le LEDP vise aussi à être une référence incontournable et d'avant-garde qui, en collaboration avec ses partenaires, oriente la prise de décision des producteurs et des conseillers agricoles vers des pratiques de GIEC ([p. 6](#)).

Plus précisément, le LEDP offre des services de diagnostic, de détection et d'identification des ennemis et des alliés des cultures aux producteurs et aux conseillers agricoles, aux divers intervenants impliqués dans l'agriculture au Québec et à la population en général. À cela s'ajoutent des tests de détection de la résistance aux herbicides chez les mauvaises herbes.

Afin de soumettre un échantillon ou pour obtenir plus d'information, visiter le site Internet du [LEDP](#) ou le contacter à phytolab@mapaq.gouv.qc.ca.

SAGe pesticides

SAGe pesticides est un outil web qui aide les producteurs et conseillers agricoles à faire un choix éclairé parmi les produits de protection des cultures homologués, et ce, grâce à une meilleure connaissance :

- de leur toxicité potentielle pour la santé;
- de leurs effets potentiels sur les organismes non ciblés et l'environnement;
- de leur mode d'action, et de leur compatibilité avec les programmes de lutte intégrée.

SAGe pesticides rend accessible dans un seul site l'information sur les caractéristiques toxicologiques, écotoxicologiques et sur le devenir des pesticides dans l'environnement, et ce, en lien avec les usages homologués. Il permet en un seul coup d'œil de trouver les différents traitements insecticides homologués pour les différentes cultures et les différents ravageurs.

Cet outil d'information est une réalisation des partenaires suivants : le ministère de l'Agriculture, des Pêcheries et de l'Alimentation du Québec (MAPAQ), le ministère de l'Environnement et de la Lutte contre les changements climatiques (MELCC), l'Institut national de santé publique du Québec (INSPQ) et le Centre de référence en agriculture et agroalimentaire du Québec (CRAAQ).

SAGe pesticides est disponible à l'adresse suivante : www.sagepesticides.qc.ca

IRIIS phytoprotection

IRIIS phytoprotection est un site Internet qui vise à assurer une autonomie accrue de la clientèle cible pour la reconnaissance visuelle des ennemis et des alliés des cultures ainsi que des symptômes causés par les agents phytopathogènes et les problèmes non parasitaires aux plantes cultivées. IRIIS phytoprotection, c'est une banque d'images et une source d'informations et de connaissances validées par les experts du LEDP du MAPAQ et les experts en phytoprotection des secteurs public et privé. Le site Internet est en constante évolution, grâce à la contribution des membres de l'équipe d'IRIIS et de ses collaborateurs, qui ont pour objectif d'intégrer de l'information et des images des principales problématiques phytosanitaires pour la majorité des plantes cultivées au Québec. Cet outil vise toutes les personnes recherchant de l'information visuelle et des connaissances sur les ennemis et les alliés des cultures ainsi que sur les diverses causes pouvant mener à l'apparition de symptômes sur les plantes cultivées. Les conseillers, les producteurs agricoles et le public en général peuvent ainsi bénéficier des connaissances à jour acquises par les experts en phytoprotection.

IRIIS phytoprotection est disponible à l'adresse suivante :

www.iriisphytoprotection.qc.ca

Les fiches des insectes ravageurs du canola sont disponibles à l'adresse suivante : www.iriisphytoprotection.qc.ca/recherche/Insecte?rg=2&tc=2&ir=1&tr=4&oba=0&c=48

Références

- Abram PK (2012) The parasitoid complex associated with the invasive swede midge, *Contarinia nasturtii* Kieffer (Diptera: Cecidomyiidae) in Europe: prospects for classical biological control in North America. Mémoire de Maîtrise, Carleton University, Ottawa (ON). 113 pp.
- Agriculture et Agroalimentaire Canada (2014) Les insectes pollinisateurs indigènes et l'agriculture au Canada. Publication 12192F. Ottawa (ON). 47 pp.
- Bagg J, Ball B, Banks S, Baute T, Bohner H, Brown C, Dyck J, Ferguson T, Follings J, Hall B, Hayes A, Johnson P, Kyle J, McDonald I, Moran M, Munroe J, Quesnel G, Rabe N, Rosser B, Spieser H, Stewart G, Tenuta A, Verhallen A (2017) Agronomy guide for field crops. Ministry of Agriculture, Food and Rural Affairs, Toronto (ON), Publication 811. 458 pp.
- Ballal CR, Yamada K (2016) Chapter 6: Anthorcid predators. Dans : Ecofriendly pest management for food security; Éditeur : Omkar GM. Elsevier. p 183-216.
- Baute T, Smith J, Quesnel G (2014) Guide to early season field crop pests. Grain Farmers of Ontario. 68 pp.
- CABI. Invasive species compendium. Consulté le 20 juillet 2021. <http://www.cabi.org/isc>
- Canola Council of Canada. Canola encyclopedia - Insects. Consulté le 15 juillet 2021. <http://www.canolacouncil.org/canola-encyclopedia/insects>
- Cárcamo HA, Meers SB, Herle CE (2019) Managing cabbage seedpod weevils (Coleoptera: Curculionidae) in canola (Brassicaceae) – are *Lygus* (Hemiptera: Miridae) affected? The Canadian Entomologist, 151(1): 85-93.
- Cook S (2017) An integrated pest management strategy for pollen beetle in oilseed rape: are we nearly there yet? Présentation orale. Consulté le 21 juillet 2021. http://www.eppo.int/media/uploaded_images/MEETINGS/Meetings_2017/ipm/39-Cook.pdf.
- Daniel C, Messerli N (2014) Fiche technique : Méléigèthe du colza. Institut de recherche de l'agriculture biologique (FiBL). Publication 1484. 4 pp.
- Durand G (2018) Connaître les ennemis naturels des insectes ravageurs et favoriser leur activité dans les cultures maraîchères. Écomestible. 101 pp. Consulté le 21 juillet 2021. <http://www.agrireseau.net/documents/97362/connaître-les-ennemis-naturels-des-insectes-ravageurs-et-favoriser-leur-activité-dans-les-cultures-maraichères>
- Ellis S, White S, Holland J, Smith B, Collier R, Jukes A (2014) Encyclopaedia of pests and natural enemies in field crops. Agriculture and Horticulture Development Board. 199 pp.
- Floate KD (2016) Guide d'identification des vers-gris ravageurs des cultures dans les Prairies canadiennes et mesures de lutte applicables. Agriculture et Agroalimentaire Canada, Lethbridge (AB). 108 pp.
- Frank JH, Thomas MC (1999) Rove beetles (of the World), Staphylinidae (révisé en 2019). University of Florida, Institute of Food and Agricultural Sciences, Publication EENY-114. Consulté le 15 juillet 2021. http://entnemdept.ufl.edu/creatures/misc/beetles/rove_beetles.htm
- Gavloski J (2012) Bees on canola – What are the benefits? Pest management facts. Government of Manitoba. 3 pp. Consulté le 20 juillet 2021. <https://www.gov.mb.ca/agriculture/crops/insects/pubs/beesoncanolafactsheet.pdf>
- Gavloski J, Kaminski D, Brown K, Heard J (2021) Manitoba crop pest update. Issue 14: August 11, 2021. Consulté le 30 août 2021. <https://www.gov.mb.ca/agriculture/crops/seasonal-reports/insect-report-archive/pubs/mb-crop-pest-update-2021-08-11.pdf>
- Government of Alberta. Business and economy > Agriculture > Crops > Crop diseases, weeds and pests > Crop insect > Crop insect resources. Consulté le 15 juillet 2021. <https://www.alberta.ca/crop-insect-information.aspx#jumplinks-1>
- Government of Manitoba. Agriculture and Resource Development > Crops > Insects. Consulté le 15 juillet 2021. <https://www.gov.mb.ca/agriculture/crops/insects/index.html>
- Government of Saskatchewan. Business and industry > Agriculture, natural resources and industry > Agri-business, farmers and ranchers > Crops and irrigation > Insects. Consulté le 15 juillet 2021. <https://www.saskatchewan.ca/business/agriculture-natural-resources-and-industry/agribusiness-farmers-and-ranchers/crops-and-irrigation/insects>
- Grimm FW, Forsyth RG, Schueler FW, Karstas A (2010) Identifying land snails and slugs in Canada: Introduced species and native genera. Canadian Food Inspection Agency, Ottawa (ON). 168 pp.
- Hokkanen HMT (1991) Trap cropping in pest management. Annual Review of Entomology, 36(1): 119-138.
- Institut de la statistique du Québec (2020) Superficie des grandes cultures, rendement à l'hectare et production, par regroupement de régions administratives, Québec, 2007-2020. Consulté le 15 juillet 2021. https://statistique.quebec.ca/fr/document/superficie-des-grandes-cultures-rendement-a-l-hectare-et-production-par-regroupement-de-regions-administratives/tableau/superficie-des-grandes-cultures-rendement-a-l-hectare-et-production-par-regroupement-de-regions-administratives#tri_cult=17

- IRIS phytoprotection. Recherche d'insectes et autres invertébrés > canola. Consulté le 15 juillet 2021. <https://www.irisphytoprotection.qc.ca/recherche/Insecte?rg=2&tc=2&ir=1&tr=4&oba=0&c=48>
- Knodel JJ, Shrestha G (2018) : Pulse crops: Pest management of wireworms and cutworms in the Northern Great Plains of United States and Canada. *Annals of the Entomological Society of America*, 111(4): 195-204.
- Knott CA (2017) Identifying canola growth stages. University of Kentucky, College of Agriculture, Food and Environment, Cooperative Extension Service. AGR-227. Consulté le 15 juillet 2021. <http://www2.ca.uky.edu/agcomm/pubs/AGR/AGR227/AGR227.pdf>
- Lahrie G, Voynaud L (2013) Guide des ravageurs de sol en grandes cultures. CÉROM, Québec (QC). 76 pp.
- Mahr S. *Entomophthora muscae*. Wisconsin Horticulture, Division of Extension. Consulté le 15 juillet 2021. <https://wimastergardener.org/article/entomophthora-muscae>
- Martineau I, Boivin F, Léger E (2014) À chacun sa bande, guide des bandes riveraines en milieu agricole. Club-conseil Gestrie-Sol, Granby (QC). 23 pp. https://www.agrireseau.net/documents/Document_88852.pdf
- Mason PG, Huber JT (2001) Biological control programmes in Canada, 1981-2000. CABI Publishing. 583 pp.
- Mason PG, Gillespie DR (2013) Biological control programmes in Canada 2001-2012. CABI Publishing. 544 pp.
- Mason PG, Miall JH, Bouchard P, Brauner A, Gillespie DR, Gibson GAP (2014) The parasitoid communities associated with *Ceutorhynchus* species (Coleoptera: Curculionidae) in Ontario and Québec. *The Canadian Entomologist*, 146(2): 224-235.
- Meier U (2001) BBCH monograph - Growth stages of mono- and dicotyledonous plants. 2. Edition. 158 pp.
- Ministère de l'Agriculture, des Pêcheries et de l'Alimentation. Gestion des ennemis des cultures. Consulté le 15 juillet 2021. <https://www.mapaq.gouv.qc.ca/fr/Productions/Agroenvironnement/reductionpesticides/gestionennemiscultures/Pages/Ennemisdescultures.aspx>
- Moisan-De Serres J, Bourgouin F, Lebeau M-O (2014) Guide d'identification et de gestion - Pollinisateurs et plantes mellifères. CRAAQ, Québec (QC). 351 pp.
- Mori BA, Andreassen L, Heal JD, Dupuis JR, Soroka JJ, Sinclair BJ (2019) A new species of *Contarinia* Rondani (Diptera: Cecidomyiidae) that induces flower galls on canola (Brassicaceae) in the Canadian prairies. *The Canadian Entomologist*, 151(2): 131-148.
- Muzzatti MJ (2019) The development of a pheromone-based action threshold for management of swede midge (*Contarinia nasturtii* (Kieffer)) in canola (*Brassica napus* L.). Mémoire de Maîtrise, University of Guelph, Guelph (ON). 115 pp.
- Omkar GM (2016) Chapter 8: Syrphid flies (the hovering agents). Dans : Ecofriendly pest management for food security; Éditeur : Omkar GM. Elsevier. p 259-279.
- Ontario Ministry of Agriculture, Food and Rural Affairs. Crop > Ontario crop IPM > Brassica > Insects. Consulté le 20 juillet 2021. <http://www.omafr.gov.on.ca/IPM/english/brassicasinsects/index.html>
- Petersen MJ, Olmstead DL, Peck D (2014) Best management practices for invasive crane flies in Northeastern United States sod production. *Journal of Integrated Pest Management*, 2(3): 1-6.
- Philip H, Mori BA, Floate KD (2018). Field crop and forage pests and their natural enemies in Western Canada: Identification and management field guide. Agriculture and Agri-Food Canada, Saskatoon (SK). 154 pp.
- Reddy GVP (2017) Integrated management of insect pests on canola and other Brassica oilseed crops. CABI, Croydon (UK). 394 pp.
- Réseau d'avertissements phytosanitaires (2017) Bulletin d'information général : Confirmation de la résistance de la moutarde des oiseaux (*Brassica rapa* L.) au glyphosate. No 10: 8 pp. Consulté le 15 juillet 2021. <https://www.agrireseau.net/rap/documents/96227/general-bulletin-d-information-no-10-3-octobre-2017>
- Réseau d'avertissements phytosanitaires (2017) Fiche technique, Crucifères : Mouche du chou. 7 pp. Consulté le 15 juillet 2021. <https://www.agrireseau.net/rap/documents/95122/cruciferes-fiche-technique-mouche-du-chou?s=3073&page=1>
- Réseau d'avertissements phytosanitaires (2017) Fiche technique, Grandes Cultures : Tipule des prairies. 7 pp. Consulté le 15 juillet 2021. <https://www.agrireseau.net/rap/documents/95339/grandes-cultures-fiche-technique-tipule-des-prairies>
- Réseau d'avertissements phytosanitaires (2018). Fiche technique, Grandes Cultures : Altise du navet et altise des crucifères. 8 pp. Consulté le 15 juillet 2021. <https://www.agrireseau.net/rap/documents/97948/grandes-cultures-fiche-technique-altise-du-navet-et-altise-des-cruciferes>
- Réseau d'avertissements phytosanitaires (2018) Fiche technique, Grandes Cultures : La cécidomyie du chou-fleur. 13 pp. Consulté le 15 juillet 2021. <https://www.agrireseau.net/Rap/documents/95555/grandes-cultures-fiche-technique-la-ccidomyie-du-chou-fleur>

- Réseau d'avertissements phytosanitaires (2019) Fiche technique, Général : Les vers-gris dans les cultures maraîchères. 13 pp. Consulté le 15 juillet 2021. <https://www.agrireseau.net/rap/documents/99543/general-fiche-technique-les-vers-gris-dans-les-cultures-maraicheres>
- Réseau d'avertissements phytosanitaires (2019) Fiche technique, Grandes Cultures : Les limaces. 6 pp. Consulté le 15 juillet 2021. <https://www.agrireseau.net/rap/documents/87883/grandes-cultures-fiche-technique-les-limaces>
- Réseau d'avertissements phytosanitaires (2020) Fiche technique, Grandes Cultures : Le charançon de la silique. 7 pp. Consulté le 15 juillet 2021. <https://www.agrireseau.net/rap/documents/103062/grandes-cultures-fiche-technique-le-charan%C3%A7on-de-la-silique>
- Réseau d'avertissements phytosanitaires (2021) Fiche technique, Fraise : Punaise terne. 7 pp. Consulté le 15 juillet 2021. <https://www.agrireseau.net/rap/documents/97797/fraise-fiche-technique-punaise-terne>
- Réseau d'avertissements phytosanitaires (2021) Fiche technique, Grandes Cultures : Méligèthe des crucifères. 5 pp. Consulté le 15 juillet 2021. <https://www.agrireseau.net/rap/documents/95710/grandes-cultures-fiche-technique-meligethe-des-cruciferes>
- Rhodes E. Featured creatures. University of Florida, Institute of Food and Agricultural Sciences. Consulté le 21 juillet 2021. <https://entnemdept.ufl.edu/creatures>
- Roy M, Fréchette M, Ouellet J (2007) Comment différencier les principales espèces de coccinelles retrouvées au Québec. MAPAQ. 6 pp. Consulté le 15 juillet 2021. <https://www.agrireseau.net/lab/documents/Coccinelles.pdf>
- Sabbahi R (2003) Densité de pollinisateurs et production du canola. Mémoire de Maîtrise, Université du Québec à Montréal (QC). 53 pp.
- Santé Canada (2013) Protecting pollinators during pesticide spraying - Best management practices. 2 pp. Consulté le 15 juillet 2021. https://www.canada.ca/content/dam/hc-sc/migration/hc-sc/cps-spc/alt_formats/pdf/pubs/pest/fact-fiche/pollinator-protection-pollinisateurs/pratiques-pratiques-eng.pdf
- Shelton A. Biological control: A guide to natural enemies in North America. Consulté le 20 juillet 2021. <https://biocontrol.entomology.cornell.edu/cite.php>.
- Sinha KK, Choudhary AK, Kumari P (2016) Chapter 15: Entomopathogenic fungi. Dans : Ecofriendly pest management for food security; Éditeur : Omkar GM. Elsevier. p 475-505.
- Tamburini G, De Simone S, Sigura M, Boscutti F, Marini L (2016) Conservation tillage mitigates the negative effect of landscape simplification on biological control. *Journal of Applied Ecology*, 53 (1) : 233-241.
- Tansey JA, Dossall LM, Keddie BA, Sarfraz RM (2008) Differences in *Phyllotreta cruciferae* and *Phyllotreta striolata* (Coleoptera: Chrysomelidae) responses to neonicotinoid seed treatments. *Journal of Economic Entomology*, 101(1): 159-167.
- Tremblay L, Labrie G, Pageau D (2011) Gestion intégrée des insectes nuisibles dans la culture du canola au Québec. Fédération des producteurs de cultures commerciales du Québec, Québec (QC). 72 pp.
- Völkl W, Mackauer M, Pell JK, Brodeur J (2007) Chapter 8: Predators, parasitoids and pathogens. Dans : Aphids as crop pests; Éditeurs : van Emden HF, Harrington F. CABI, Trowbridge (UK). p 187-233.
- Williams JL, Hallett RH (2018) Oviposition preference, larval distribution and impact of the swede midge, *Contarinia nasturtii*, on growth and yield of canola. *Journal of Pest Science*, 91(2): 551-563.
- Zoghliani S, Bergeron M, Moore H, Labrie G, Pageau D, Robert L, Tardif E, Tremblay G (2013) Guide de production du Canola. Fédération des producteurs de cultures commerciales du Québec, Québec (QC). 11 pp.



