



Lutte intégrée

Manuel de lutte intégrée de la canneberge de l'Est canadien



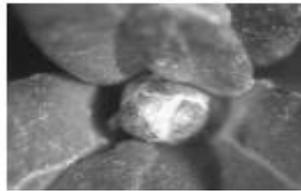
Isabelle Le Duc
Caroline Turcotte
avec la participation de France Allard



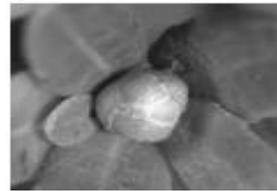
STADES DE DEVELOPPMENT DES PLANTS DE CANNEBERGES



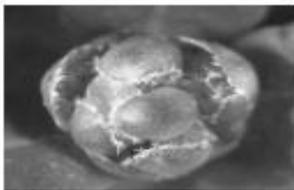
BOURGEON DORMANT



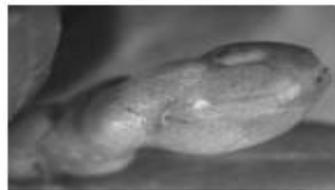
**DÉBUT GONFLEMENT
DU BOURGEON**



**GONFLEMENT DU
BOURGEON**



**ÈCLATEMENT DU
BOURGEON**



**DÉBUT D'ÉLONGATION
DE LA TIGE**



**ÉLONGATION DE LA
TIGE**



CROCHET



**FLORAISON ET
DÉBUT
NOUAISON**



**GROSSISSE-
MENT DES
FRUITS**

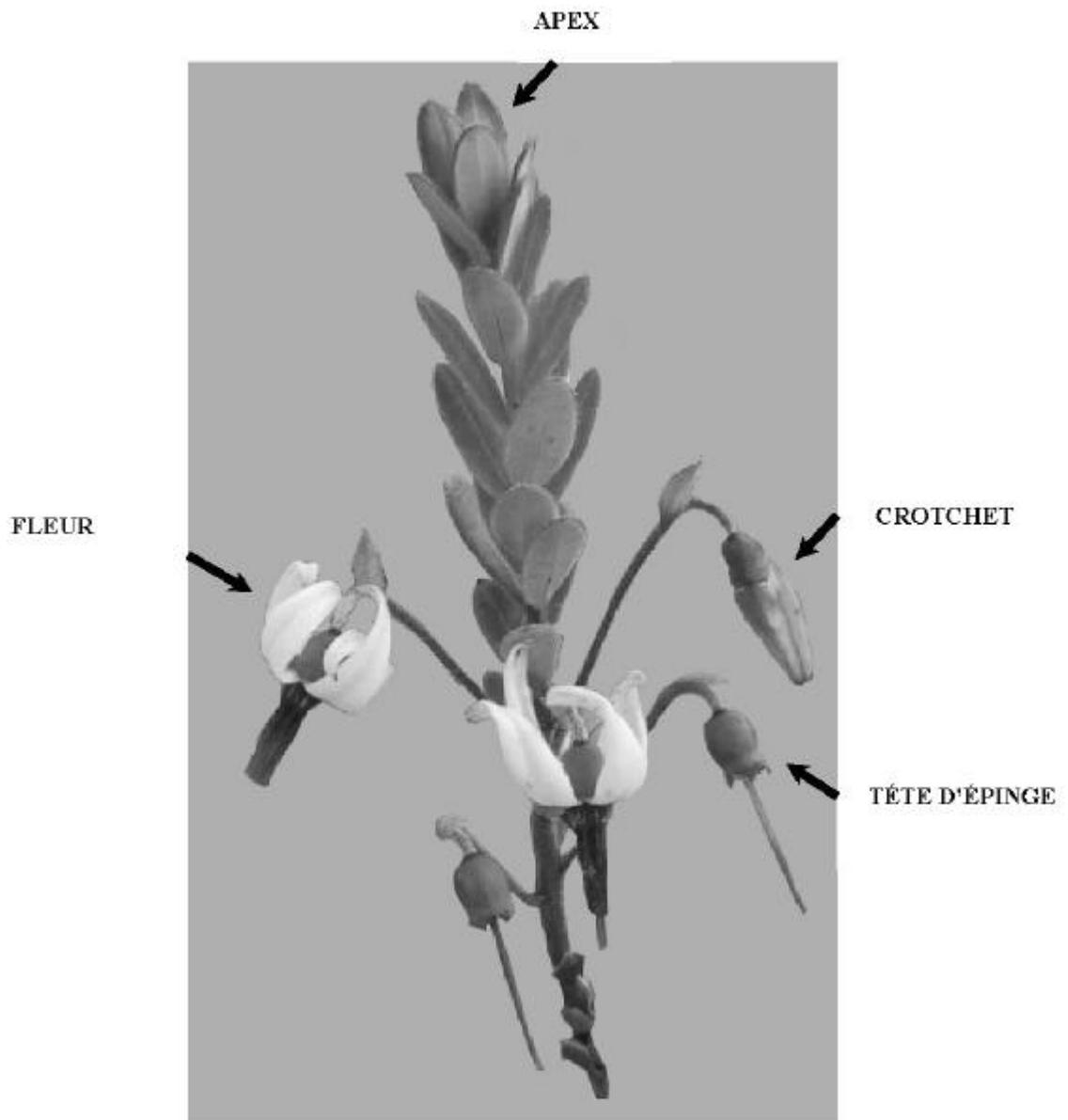


MATURATION



RÈCOLTE

FORMATION DES BOURGEONS



Le présent manuel de lutte intégrée de la canneberge de l'Est canadien a été créé dans le but de fournir un outil précieux aux producteurs et aux intervenants en phytoprotection, afin de les guider dans leur démarche de gestion vers des programmes de lutte intégrée.

Paper : ISBN : 0-662-89034-5 Numéro de catalogue : H114-10/2004F

Internet : ISBN: 0-662-89035-3 Numéro de catalogue : H114-10/2004F-IN

© Sa Majesté la Reine du chef du Canada, représentée par le Ministre des Travaux publics et Services gouvernementaux Canada 2004

Tous droits réservés. Il est interdit de reproduire ou de transmettre l'information (ou le contenu de la publication ou produit), sous quelque forme ou par quelque moyen que ce soit, enregistrement sur support magnétique, reproduction électronique, mécanique, ou par photocopie, ou autre, ou de l'emmagasiner dans un système de recouvrement, sans l'autorisation écrite préalable du Ministre des Travaux publics et Services gouvernementaux Canada, Ottawa, Ontario K1A 0S5.

REMERCIEMENTS

Nous voulons remercier tous les partenaires financiers qui ont permis la réalisation de ce manuel de lutte intégrée :
(par ordre alphabétique)



Agence de réglementation
de la lutte antiparasitaire (ARLA)



Association des producteurs de
canneberges de la Nouvelle-Écosse



Club environnemental
et technique Atocas Québec(CETAQ)



Cranberry Institute



PEI Department of Agriculture and Forestry de
l'Île-du-Prince-Édouard



Ministère de l'Agriculture, des Pêches et
de l'Aquaculture du Nouveau-Brunswick



Department of Forest Resources
and Agrifoods de Terre-Neuve



Direction de l'environnement
et du développement durable
– Stratégie phytosanitaire,
du ministère de l'Agriculture, des Pêcheries et de
l'Alimentation du Québec (MAPAQ)



Ministère de l'Agriculture et
de l'Alimentation
de l'Ontario (MAAO)

Conçu et réalisé par Isabelle Le Duc et Caroline Turcotte, avec la participation de France Allard; ce document a été rendu possible grâce à l'assistance technique de l'équipe du CÉTAQ, l'équipe de Santé Canada, les spécialistes correcteurs, ainsi que tous ceux ayant participé via des communications personnelles.

Origine des documents photographiques

Caroline Turcotte, Isabelle Le Duc, Nadine Pouliot « CÉTAQ, N.-D.-de-Lourdes », Michèle Roy, Évelyne Barrette, Bernard Drouin, Mélissa Duval « MAPAQ, Sainte-Foy », Jeremy McNeil, Adam Brown « Université Laval », Frank Caruso, Anne Averill « University of Massachusetts, Amherst », François Fournier « Insecterra, Montréal », Jean-François Landry « Agriculture et Agroalimentaire Canada, Ottawa », Jim Troubridge « Agriculture et Agroalimentaire Canada, Agassiz », Mylène Blais « étudiante graduée, Université Laval » et Kenna MacKenzie « Agriculture et Agroalimentaire Canada, Kentville ».

Merci à tous ceux qui ont collaboré à la rédaction et à la révision de ce manuel :

Barrette, Evelyne	Ministère de l'Environnement, Québec
Bernier, Danielle	Agriculture, pêcheries et alimentation Québec, Québec
Chiasson, Gaétan	Agriculture, Fisheries and Aquaculture, New Brunswick
Dixon, Peggy	Agriculture and Agri-food Canada, St-John's, Terre-Neuve
Drolet, Jacques	ARLA, Santé Canada, Ottawa, Ontario
Duchesne, R.-Marie	Agriculture, pêcheries et alimentation Québec, Québec
Guay, Louise	Agriculture, pêcheries et alimentation Québec, Québec
Jordan, Chris	Department of Agriculture and Forestry, Montague, Île du Prince-Édouard
Lacroix, Michel	Agriculture, pêcheries et alimentation Québec, Québec
Letendre, Michel	Agriculture, pêcheries et alimentation Québec, Québec
Mackenzie, Kenna	Agriculture and Agri-food Canada, Kentville, Nouvelle-Écosse
Maund, Chris	Agriculture, Fisheries and Aquaculture, New Brunswick
Mc Cully, Kevin	Agriculture, Fisheries and Aquaculture, New Brunswick
McManus, Patricia	Department Plant Pathology, University of Wisconsin, Madison, WI
Néron, Romain	Agriculture, pêcheries et alimentation Québec, Québec
Parrot, Marc	Maison des insectes, Québec, Québec
Roy, Michèle	Agriculture, Pêcheries et Alimentation Québec, Québec
Sandler, Hilary	Umass Cranberry Experiment Station, East Wareham, MA
Sweetland, Greg	Agriculture, Fisheries and Aquaculture, New Brunswick
Tremblay, Roger	Agriculture, Fisheries and Aquaculture, New Brunswick

TABLE DES MATIÈRES

CHAPITRE 1 : NOTIONS DE LUTTE INTÉGRÉE¹	1
DÉFINITION.....	1
LA LUTTE INTÉGRÉE EN SIX ÉTAPES.....	1
L'APPROCHE PERSONNALISÉE DE LUTTE INTÉGRÉE.....	4
CHAPITRE 2 : TECHNIQUES DE DÉPISTAGE DES INSECTES RAVAGEURS	5
LES TECHNIQUES DE DÉPISTAGE AU FILET.....	5
PIÈGES À PHÉROMONE.....	7
AUTRES TECHNIQUES DE DÉPISTAGE.....	10
CHAPITRE 3 : LES INSECTES RAVAGEURS	13
CLASSIFICATION DES RAVAGEURS	14
COLÉOPTÈRES	16
<i>Altise à tête rouge</i>	16
<i>Charançons des atocas</i>	17
<i>Charançon de la racine du fraisier</i>	18
<i>Charançon noir de la vigne</i>	19
DIPTÈRES	20
<i>Cécidomyie des atocas</i>	20
LÉPIDOPTÈRES	22
PETITES ARPENTEUSES	22
<i>Arpenteuse verte</i>	22
<i>Arpenteuse brune</i>	22
GROSSES ARPENTEUSES	23
<i>Arpenteuse bituberculée</i>	23
<i>Arpenteuse épineuse</i>	23
<i>Arpenteuse piquée jaune</i>	24
<i>Arpenteuse cornue</i>	25
AUTRES ARPENTEUSES	25
<i>Arpenteuse noire</i>	25
<i>Arpenteuse à pointe</i>	26
<i>Arpenteuse à taches</i>	26
<i>Arpenteuse bossue</i>	26
<i>Arpenteuse caténaire</i>	27
<i>Arpenteuse de la pruche</i>	27
CHENILLES À HOUPPES	28
<i>Chenille à houppes rousses</i>	28
<i>Songieuses</i>	29
NOCTUELLES ET VERS-GRIS	29
<i>Fausse légionnaire</i>	30
<i>Ver-gris des fleurs d'atocas</i>	30
<i>Orthosie verte</i>	31
<i>Acronicta impressionnée</i>	31
<i>Fausse-arpenteuse de Putnam</i>	31
<i>Ver-gris bossu</i>	32

<i>Chenille zébrée</i>	33
PYRALIDAE.....	33
<i>Anneleur de la canneberge</i>	33
<i>Pyrale des atocas</i>	35
TORTRICIDAE.....	38
<i>Tordeuse des canneberges</i>	38
<i>Tordeuse soufrée</i>	40
CHAPITRE 4 : LA POLLINISATION	45
LA FLORAISON.....	45
DESCRIPTION DE LA POLLINISATION.....	45
LES INSECTES POLLINISATEURS.....	46
<i>Abeilles domestiques</i>	46
<i>Bourdons</i>	48
<i>Mégachiles</i>	49
AUTRES POLLINISATEURS.....	50
AUTRES VISITEURS DE FLEURS.....	51
UTILISATION DE RUCHES COMMERCIALES.....	51
<i>Abeilles domestiques</i>	52
L'ÉTABLISSEMENT DES POLLINISATEURS INDIGÈNES.....	52
LA PROTECTION DES POLLINISATEURS.....	54
CHAPITRE 5 : LES AGENTS DE LUTTE BIOLOGIQUE⁴	57
INSECTES PARASITOÏDES.....	57
DIPTÈRES.....	57
<i>Tachinidés</i>	57
HYMÉNOPTÈRES.....	57
<i>Ichneumonidés</i>	58
<i>Braconidés</i>	58
<i>Trichogrammatidés</i>	58
INSECTES PRÉDATEURS.....	58
COLÉOPTÈRES.....	59
<i>Carabidés</i>	59
<i>Coccinellidés</i>	59
ODONATES.....	60
NEUROPTÈRES.....	60
<i>Hémérobiidés</i>	60
<i>Chrysopidés</i>	60
DIPTÈRES.....	60
<i>Syrphidés</i>	60
HYMÉNOPTÈRES.....	60
<i>Vespidés</i>	60
ARAIGNÉES.....	61
OISEAUX ET MAMMIFÈRES.....	61
MICRO-ORGANISMES PATHOGÈNES.....	61
<i>Bactéries</i>	61
<i>Virus</i>	62
CHAMPIGNONS.....	62
NÉMATODES ENTOMOPHAGES.....	62

L'ÉTABLISSEMENT DES INSECTES UTILES	63
CHAPITRE 6 : LES MALADIES	65
DÉPÉRISSEMENT DES POUSSÉS (BRÛLURE PHOMOPSISIENNE)	65
POURRITURE DES FRUITS	66
<i>Pourriture hâtive</i>	66
<i>Pourriture tardive</i>	67
<i>Pourriture visqueuse</i>	68
POURRITURE SCLÉROTIQUE.....	68
TACHE ROUGE DES FEUILLES.....	70
TACHE FOLIAIRE PROTOVENTURIA.....	71
TACHE ANNULAIRE.....	71
CHAPITRE 7 : LES MAUVAISES HERBES	77
DEPISTAGE IDENTIFICATION	77
<i>Monocotylédones (graminées, cypéracées, etc.)</i>	78
<i>Dicotylédones (feuilles larges)</i>	79
<i>Ptéridophytes (prèles, fougères et lycopodes)</i>	79
PORTRAIT DES CHAMPS.....	79
PRIORITÉS DE CONTRÔLE.....	80
<i>Seuil d'intervention</i>	83
<i>Méthodes de lutte</i>	83
CHAPITRE 8 : LES PESTICIDES	85
NATURE ET FORMULATION DES PESTICIDES	85
TYPES DE FORMULATIONS.....	86
PESTICIDES HOMOLOGUÉS	86
LOIS ET RÈGLEMENTS.....	86
<i>Homologation, usages et commercialisation des pesticides : La Loi sur les produits antiparasitaires</i>	86
<i>Résidus de pesticides sur les fruits : la Loi sur les aliments et drogues</i>	87
<i>Importation et exportation de produits végétaux : La Loi sur la protection des végétaux</i>	87
<i>Lois relatives à la conservation de la faune</i>	87
<i>Autres lois</i>	87
LES PESTICIDES ET VOTRE SANTÉ.....	87
LES PESTICIDES ET L'ENVIRONNEMENT.....	90
<i>Transport des pesticides</i>	91
<i>Entreposage des pesticides</i>	91
<i>Application des pesticides</i>	91
<i>Hygiène personnelle</i>	92
<i>Mesures d'urgence</i>	92
<i>Premiers secours : en cas d'intoxication</i>	93
ANNEXE A : EXEMPLES DE RAPPORTS DE DÉPISTAGE.....	95
ANNEXE B : RÉPERTOIRE DES PRINCIPALES ESPÈCES UTILES DANS LA CULTURE DE CANNÈBERGES	101
ANNEXE C - PLANTES AFFIRANTES POUR LES INSECTES UTILES	103
ANNEXE D - PLANTES ATTIRANTES POUR LES POLLINISATEURS	105
ANNEXE E : POUR EN SAVOIR PLUS	109
ANNEXE F : DÉLAIS DE RÉENTRÉE AU CHAMP	117

ANNEXE G : MESURES ET ÉQUIVALENCES	119
RÉFÉRENCES	121
COMMUNICATIONS PERSONNELLES.....	121
BIBLIOGRAPHIE.....	123
GLOSSAIRE.....	131
INDEX.....	135

CHAPITRE 1 : NOTIONS DE LUTTE INTÉGRÉE¹

Définition

La lutte intégrée est une approche de planification et de gestion des cultures (et d'autres sites) visant à réduire le plus possible les problèmes causés par les organismes nuisibles et à prendre des décisions relatives au moment et à la façon d'intervenir lorsque ces problèmes surgissent. Il s'agit d'une approche durable, combinant les moyens biologiques, agricoles (p. ex. : la profondeur des semis), physiques et chimiques, pour combattre les organismes nuisibles de manière à maximiser les retombées de la lutte antiparasitaire et à réduire le plus possible les risques pour la santé et pour l'environnement. L'intervention contre des organismes nuisibles, lorsque leur nombre ou lorsque leurs effets le justifient, au lieu d'interventions systématiques, constitue la notion majeure de la lutte intégrée. La lutte intégrée représente beaucoup plus que l'application de pesticides, peu importe que ce soient des composés chimiques ou de « nouveaux » produits. Il peut s'agir d'une vaste gamme de techniques de prévention et de traitement. La lutte intégrée réduit la dépendance vis-à-vis des pesticides comme seul moyen de lutter contre les organismes nuisibles (définition retenue par l'Agence de réglementation de la lutte antiparasitaire).

La lutte intégrée en six étapes

1. Identifier les alliés et les ennemis

La majorité des organismes vivants sont utiles. Il n'est pas nécessaire d'éliminer tout ce qui bouge. En lutte intégrée, il faut d'abord identifier correctement et connaître les espèces bénéfiques et nuisibles qui habitent l'écosystème agricole exploité, telle une cannebergère.

L'identification des ravageurs est la première étape et de loin la plus importante. Si l'identification est inexacte, les étapes subséquentes seront, elles aussi, erronées et pourraient engendrer des interventions inappropriées. Pour répondre à cette première étape, d'importantes études ont été menées, dont une au Québec. Elle a permis d'identifier les espèces d'insectes ravageurs associés à la culture de la canneberge, d'établir leur statut de ravageur et de décrire les éléments essentiels de leur biologie, ainsi que les symptômes et dommages qui les caractérisent. Un guide d'identification des insectes ravageurs de la canneberge au Québec (Landry et al., 2000) a été réalisé grâce à cette étude. D'autres ouvrages provenant des États-Unis et de l'Ouest canadien sont aussi disponibles.

2. Dépister et évaluer la situation

Pour rationaliser les décisions, il est important d'évaluer les conditions environnementales, l'abondance des organismes nuisibles et utiles, ainsi que l'état de santé et le stade de développement des cultures et des ravageurs. Dans plusieurs productions maraîchères et fruitières, le suivi régulier des champs permet de mieux utiliser les pesticides et de réduire leur emploi sans perte de qualité et de rendement. Le

dépistage des ennemis des cultures consiste à inspecter régulièrement les champs en culture afin de :

- Quantifier les populations de ravageurs présents dans une unité de dépistage;
- Connaître l'évolution des populations des ravageurs dépistés;
- Évaluer la répartition des ravageurs;
- Localiser les zones d'infestations.

Pour dépister efficacement, il est essentiel de connaître les ravageurs et d'évaluer avec justesse les risques d'infestation en fonction des conditions climatiques du moment, tout en précisant le stade de développement de la culture et des ravageurs.

Les renseignements obtenus par le dépistage des ravageurs peuvent aussi permettre, au fil des ans et à l'aide de modèles, de prédire l'émergence et l'évolution des populations.

3. Utiliser des seuils d'intervention

Un seuil d'intervention permet d'utiliser un pesticide ou tout autre moyen de lutte au bon moment, avec un maximum d'efficacité. En plus, il permet de réaliser des économies appréciables en éliminant des traitements non justifiés.

La lutte contre les ravageurs doit être rentable. Il doit y avoir plus de bénéfices économiques à lutter contre les ravageurs qu'à ne rien faire ou vice versa. En suivant cette logique, il existe un point d'égalité où le coût associé à la lutte équivaut aux pertes causées par l'absence d'intervention.

¹ Les renseignements présentés dans ce chapitre sont tirés en partie du guide *Je passe à l'action, j'adopte la lutte intégrée* du ministère de l'Agriculture, des Pêcheries et de l'Alimentation du Québec (MAPAQ) 2002.

En lutte intégrée, on parle de seuil d'intervention. Cette expression désigne la limite à partir de laquelle un traitement est rentable en raison de la quantité importante de ravageurs. Pour établir un seuil d'intervention, il y a plusieurs paramètres à prendre en considération, dont :

- L'effet des dommages causés par un seul insecte;
- Le nombre de ravageurs/unité d'échantillonnage;
- Le coût du moyen de lutte;
- La valeur de la culture.

Les seuils d'intervention mentionnés dans ce guide n'ont pas fait l'objet d'études au Canada. Ils proviennent de données du Massachusetts et du Wisconsin, où ils sont utilisés depuis plusieurs années. Ces seuils d'intervention ne sont définis que pour les insectes. Aucun seuil d'intervention n'est disponible pour les maladies et les mauvaises herbes.

4. Adapter l'écosystème

Plusieurs organismes nuisibles résident en bordure des champs, dans les cultures voisines, dans des résidus de cultures et dans les sols. Ils peuvent aussi être transportés par la machinerie et le personnel agricole. Plusieurs moyens peuvent rendre l'écosystème favorable aux organismes utiles et aux cultures, tout en étant défavorable aux insectes ravageurs, aux agents pathogènes et aux mauvaises herbes indésirables :

- Le choix de cultivars tolérants ou résistants;
- L'entretien des brise-vent, des digues et des fossés;
- Une bonne gestion de l'eau;
- Le maintien d'un pH idéal du sol et de l'eau;
- La densité de la plantation;
- Une fertilisation adéquate;
- Le sablage et la taille (« pruning »);
- L'aménagement de jardins pour attirer les pollinisateurs;
- Etc.

5. Combiner les méthodes de lutte

L'intégration de différentes méthodes de lutte préventive ou curative, qu'elles soient biologiques, mécaniques, culturales, génétiques ou chimiques, assure une réduction plus durable et souvent plus efficace des populations d'organismes nuisibles. Elle contribue à réduire les risques associés à l'emploi exclusif des pesticides chimiques. Ces derniers ne sont qu'un maillon de la lutte intégrée et doivent être utilisés uniquement lorsque la situation le justifie.

Méthodes de lutte biologique

La lutte biologique est l'utilisation d'organismes vivants dans le but d'en contrôler d'autres. Pour ce faire, il faut

identifier les ennemis naturels des ravageurs et comprendre les relations qui existent entre eux afin de les utiliser à notre avantage. Des prédateurs et des parasitoïdes naturels jouent souvent un rôle important dans la régulation des populations d'insectes ravageurs d'une culture.

La présence des ennemis naturels des ravageurs dans les champs commerciaux de canneberge peut être augmentée par l'élimination des traitements insecticides à large spectre. On inclut dans les méthodes de lutte biologique les biopesticides (bactéries, champignons, virus, etc.), les phéromones, les nématodes entomophages, les insectes prédateurs et les parasitoïdes. À noter que toutes les méthodes de lutte biologique ne sont pas nécessairement approuvées par les organismes de certification biologique.

Voir le chapitre 5 : Les agents de lutte biologique

Les phéromones

Une phéromone est une substance chimique sécrétée par un animal qui, une fois relâchée dans le milieu extérieur, influence le comportement d'autres individus de la même espèce. Des phéromones peuvent être fabriquées synthétiquement. Elles permettent de dépister certains insectes ravageurs à l'aide de pièges.

Voir le chapitre 2 : Techniques de dépistage des insectes ravageurs

Les phéromones utilisées dans la lutte biologique sont appelées les phéromones de confusion sexuelle. Elles portent également le nom de phéromones de perturbation du comportement reproducteur. La confusion sexuelle perturbe la reproduction des insectes visés.

La confusion sexuelle

Lors de la période d'accouplement, les femelles émettent une petite quantité de phéromone qui attire les mâles. Reproduite artificiellement, cette phéromone peut être diffusée dans le milieu en plus grande quantité afin d'empêcher les mâles de retrouver les femelles. Les individus de cette génération, ne pouvant plus s'accoupler, voient leur cycle de vie interrompu.

Les phéromones synthétiques peuvent être appliquées soit sous forme de microcapsules, à l'aide d'équipement conventionnel, soit sous forme de sacs de plastique placés dans les champs. Ces sacs, déposés sur les plants, diffusent lentement la phéromone pendant toute la période d'accouplement des adultes.

La confusion sexuelle est utilisée dans plusieurs cultures et aide à diminuer grandement l'application

d'insecticides. Puisqu'elle est sélective, elle n'affecte pas la faune environnante. Par contre, chaque espèce de ravageur demande un traitement différent. Ce moyen est utilisé dans l'Ouest canadien pour lutter contre la tordeuse des canneberges. Il n'est cependant pas encore très populaire auprès des producteurs de canneberges de l'Est canadien.

Les biopesticides

Les biopesticides utilisés comme moyen de lutte biologique sont des pesticides microbiens. Ils sont faits à base de micro-organismes, tels que des champignons, des virus ou des bactéries ou de leurs toxines. Dans la culture de la canneberge, les pesticides microbiens à base de Btk sont utilisés pour lutter contre différentes espèces de chenilles du printemps.

Les biopesticides sont sélectifs; ils sont efficaces contre les ravageurs visés et sans danger pour les espèces non visées telles que les humains, la faune, les animaux domestiques, les organismes aquatiques, les pollinisateurs et les ennemis naturels.

Les nématodes entomophages

Les nématodes entomophages sont de microscopiques vers cylindriques vivant dans le sol et pouvant parasiter certaines espèces d'insectes. Ils sont utilisés dans la culture de la canneberge principalement pour lutter contre l'anneleur de la canneberge et divers charançons des racines. La faible disponibilité de nématodes de haute qualité et le coût élevé à l'achat sont des facteurs qui limitent leur utilisation dans cette culture.

Les insectes prédateurs et les parasitoïdes

Ce groupe d'agents biologiques inclut des insectes et des acariens qui entrent en contact avec le ravageur par leurs propres moyens. Les prédateurs capturent et consomment leurs proies sur-le-champ alors que les parasitoïdes utilisent leur hôte pour se développer à leurs dépens, puis le tuent au cours de leur développement.

Dans la culture de la canneberge, les parasitoïdes les plus connus sont les trichogrammes. L'espèce *Trichogramma sibiricum* est utilisée pour lutter contre la tordeuse des canneberges, alors que *Trichogramma deion* permet de lutter contre la pyrale des atocas et la tordeuse souffrée.

Méthodes de lutte culturale

L'utilisation de pratiques culturales contre les ravageurs dépend de manipulations déterminées de l'environnement agricole afin de rendre celui-ci moins favorable aux ravageurs. Les pratiques culturales ont l'avantage d'être généralement durables et peu dispendieuses. Dans la culture

de la canneberge, les principales pratiques culturales servant à la lutte contre les ravageurs sont l'inondation et le sablage.

L'inondation

L'inondation est couramment utilisée au Massachusetts pour lutter contre les ravageurs. L'inondation tardive printanière (« late water ») consiste à inonder les champs au printemps pour une durée d'un mois. Cette pratique permet de lutter contre la fausse légionnaire, le ver-gris des fleurs d'atocas, la spongieuse et la pyrale des atocas. Une courte inondation printanière lors du débourrement à l'élongation des bourgeons, pour une durée de 24 à 48 h, permet aussi de lutter contre diverses chenilles printanières (arpenteuse verte, fausse légionnaire, tordeuse des canneberges, etc.) Une inondation automnale d'une semaine en septembre permet de lutter contre l'anneleur de la canneberge. Deux semaines d'inondation après la récolte sont efficaces pour lutter contre le charançon noir de la vigne et le charançon des racines du fraisier. L'inondation, qu'elle soit de longue ou de courte durée, est un moyen de lutte peu utilisé dans l'Est canadien. Des études sont nécessaires afin de vérifier son efficacité.

L'inondation permet de retirer les résidus de feuilles, de fruits et de brindilles lors de la récolte. Ces débris qui flottent doivent être ramassés et déposés loin des champs. Ils peuvent servir d'abris hivernaux pour des insectes ravageurs tels que l'anneleur de la canneberge, pour des graines de mauvaises herbes et pour certains agents pathogènes.

Attention! Des périodes prolongées d'inondation comportent certains risques. Elles peuvent favoriser certaines maladies. Elles peuvent également entraîner une asphyxie des plants de canneberges. Le niveau critique d'oxygène dans l'eau pouvant provoquer des dommages dus à une déficience en oxygène est de 5,7 ppm (Eck, 1953).

Le sablage

Le sablage des champs pendant l'hiver est une pratique commune dans la production de canneberges de l'Est canadien. Les jeunes champs sont souvent sablés annuellement et les champs matures sont sablés tous les trois à cinq ans. Le sablage consiste à étendre uniformément 1,2 à 2 cm (½ à ¾ po) de sable sur la glace qui recouvre les champs pendant l'hiver. Lorsque la glace fond au printemps, le sable recouvre les résidus de feuilles ainsi que les tiges. Tout comme la taille (« pruning »), ceci favorise la formation de nouvelles racines et de nouvelles tiges. Des plants en santé sont moins vulnérables aux insectes, aux agents pathogènes et à l'envahissement par les mauvaises herbes.

Le sablage est un important moyen de lutte contre l'anneleur de la canneberge. Des recherches ont aussi montré son efficacité pour réduire les populations d'arpenteuses vertes et de cécidomyies des atocas. Un sablage uniforme est aussi

reconnu pour diminuer la germination des graines de cuscute. Il permet également de réduire les risques de voir apparaître des maladies, telles que le dépérissement des pousses et la pourriture des fruits.

Les endroits ayant une trop grande accumulation de sable sont à éviter. Ils peuvent entraîner des dommages aux plants. Ces emplacements peuvent également être plus vulnérables à la pourriture sclérotique.

Méthodes de lutte chimique raisonnée

En lutte intégrée, l'utilisation de pesticides homologués moins toxiques est préconisée afin de préserver l'environnement et les organismes utiles. Il faut aussi privilégier, lorsque c'est possible, l'alternance de produits de modes d'action différents en vue de prévenir toute résistance des ravageurs. La lutte intégrée vise une utilisation raisonnée et efficace des méthodes de lutte chimique seulement lorsqu'elles s'avèrent nécessaires.

La résistance d'un ravageur correspond au processus par lequel une population animale ou végétale perd graduellement sa sensibilité vis-à-vis d'une substance toxique. Lorsqu'une population est exposée à un pesticide donné, certains individus, prédisposés génétiquement à résister au pesticide, survivent. La plupart des descendants de ces individus, portant les gènes de leurs parents, hériteront d'une habileté naturelle à survivre à l'exposition de ce pesticide.

Il faut choisir judicieusement le pesticide approprié pour contrôler l'ennemi visé, lire l'étiquette et suivre les recommandations du fabricant. Ainsi, les cas de toxicité, les risques et les dangers pour l'environnement s'en trouvent diminués.

Consulter un conseiller ou un spécialiste afin d'obtenir les renseignements pertinents concernant les méthodes de lutte à utiliser. Si l'utilisation de pesticides est nécessaire, choisir des produits à faibles risques pour l'environnement et l'humain.

6. Évaluer les conséquences et l'efficacité des actions

Tout processus décisionnel implique une évaluation des résultats. L'utilisation de parcelles témoins, le dépistage et les évaluations de rendement et de qualité permettent de quantifier l'efficacité et la rentabilité de nos actions et d'améliorer graduellement nos façons de faire.

La lutte intégrée peut mener à des résultats concrets, tels qu'une diminution de la quantité des pesticides appliqués et des risques liés à leur emploi par une meilleure efficacité des interventions, une utilisation de pesticides moins nocifs, des

interventions ciblées, etc. Tout ceci conduit à une meilleure protection de l'environnement, des utilisateurs et des consommateurs, tout en conservant la qualité des fruits et le rendement.

L'approche personnalisée de lutte intégrée

Il est possible d'évaluer soi-même sa progression en gestion intégrée des ennemis de sa culture à l'aide du *Cahier d'Auto-évaluation en lutte intégrée – Canneberge*. Ce cahier est disponible gratuitement auprès des responsables de la Stratégie phytosanitaire du ministère de l'agriculture, des pêcheries et de l'alimentation du Québec. www.agr.gouv.gc.ca/dgpar/agroenv/slv-strategie.html

Pour en savoir plus

Afin de s'outiller pour mieux gérer efficacement sa culture, une liste de personnes ressources, d'ouvrages de références et de sites Internet a été dressée à l'annexe F.

Voir l'annexe E : Pour en savoir plus

CHAPITRE 2 : TECHNIQUES DE DÉPISTAGE DES INSECTES RAVAGEURS

Le dépistage permet de connaître les niveaux de populations et les espèces de ravageurs présents dans les champs. Le dépistage indique aussi le stade de développement des ravageurs et la présence de dommages. Deux facteurs clés dans la réussite d'un bon programme de dépistage sont d'établir un horaire régulier de dépistage (p. ex. : une fois par semaine) et de compiler l'information. Le dépistage doit aussi tenir compte de la période d'activité du ravageur visé. C'est pourquoi il faut connaître et identifier les alliés ou les ennemis visés. Il faut ensuite comparer les données de dépistage aux seuils d'intervention disponibles ou à des chartes pour appuyer les recommandations de traitement.

Les décisions doivent être fondées sur le potentiel de dommages que cause le ravageur et sa densité, le niveau d'ennemis naturels présents, le stade phénologique de la plante et les conditions climatiques.

On retrouve plusieurs espèces d'insectes dans une cannebergère, mais seulement quelques espèces sont considérées comme étant des ravageurs d'importance économique. Il est essentiel de bien connaître ces espèces d'insectes lors du dépistage pour éviter d'être distrait par les espèces qui ne causent pas de dommages économiques. Les techniques de dépistage des insectes ravageurs sont nombreuses, quelques-unes étant spécifiques à une espèce de ravageur en particulier. Le dépistage au filet ainsi que l'utilisation de pièges à phéromone sont les méthodes les plus communément utilisées dans la culture de la canneberge.

Les techniques de dépistage au filet



Figure 2.1 : Filet utilisé pour le dépistage

Le filet est un outil essentiel au dépistage. Il permet de dépister les différentes espèces d'insectes qui se nourrissent des bourgeons et du feuillage en début de saison.

Un coup de filet correspond à un mouvement effectué sur un arc de cercle de 180°. On appelle « série » un nombre déterminé de coups de filet défini selon le diamètre du filet. Deux diamètres de filet sont utilisés : un de 30 cm (12 po) et un de 38 cm (15 po). Une série effectuée avec un filet de 30 cm (12 po) comprend 25 coups de filet, alors qu'il faut 20 coups avec un filet de 38 cm (15 po).

Le tissu au niveau du rebord du filet s'use rapidement au contact des tiges ligneuses. Il doit donc être fait d'un matériel résistant.

Quand dépister?

Le dépistage au filet débute à partir du débourrement des plants. Il est effectué une fois par semaine, généralement jusqu'à la floraison. Toutefois, si on soupçonne la présence de charançons des atocas, de tordeuses des canneberges et d'altises à tête rouge, on recommande de continuer le dépistage au filet et les observations visuelles des champs jusqu'au mois d'août. La fréquence des visites peut être espacée, mais un suivi est essentiel.

On conseille généralement de ne pas dépister au filet pendant la floraison afin d'éviter d'endommager les fleurs.

Les premières semaines de dépistage correspondent à la période d'émergence des chenilles. Les populations de chenilles doivent être évaluées lorsqu'elles sont jeunes. En grossissant, les chenilles s'agrippent fortement aux tiges ou se cachent pendant le jour. Elles sont ainsi plus difficiles à détecter.

La plupart des espèces sont actives durant les journées chaudes et calmes. En matinée, il est préférable d'attendre que les plants soient secs avant de débiter le dépistage. Lors d'une rosée, d'une pluie ou d'une irrigation, les plants deviennent humides et les feuilles collent au filet; les chenilles sont alors difficiles à voir.

Si on suspecte une infestation d'insectes nocturnes comme le charançon noir de la vigne ou le charançon de la racine du fraisier, le dépistage de nuit est conseillé en juin et en juillet.

Dépistage au filet de jour versus de nuit

Une étude menée au Massachusetts a permis de déterminer la période d'activité de certains insectes ravageurs dépistés au filet.

Les résultats de cette étude démontrent que les noctuelles et les arpeuteuses ont un modèle d'activité similaire. Les jeunes larves sont actives le jour, même si les captures sont plus nombreuses la nuit (de la tombée du jour à minuit). À mesure que les larves grossissent, leur période d'activité tend à se limiter la nuit. Pour le ver-gris des fleurs d'atocas, la meilleure période de dépistage se situe aux environs de 23 h, et ce pour tous les stades larvaires. Le charançon des atocas est actif le jour. Les adultes d'altises sont présents autant le jour que la nuit, mais les captures paraissent plus abondantes en après-midi. Ce comportement peut être lié à la température.

Une des raisons pouvant expliquer le modèle nocturne d'activité des chenilles d'arpeuteuses et des noctuelles est qu'elles éviteraient ainsi la prédation par les oiseaux. Les oiseaux cherchent activement de la nourriture pendant le jour; ils peuvent d'ailleurs être de bons indicateurs des zones où se situent les infestations d'arpeuteuses ou de noctuelles. Les insectes actifs le jour sont soit des insectes ayant une certaine forme de protection (p. ex. : tordeuses dans un abri de soie, pyrales dans les fruits), soit des proies de peu d'intérêt pour les oiseaux (p. ex. : très petites larves, charançons) ou encore des insectes capables de se sauver (p. ex. : altises).

Cette étude a démontré l'importance de dépister pendant le jour de façon hebdomadaire, afin de capturer les jeunes chenilles de lépidoptères avant qu'elles ne deviennent actives que la nuit. Le dépistage de nuit peut être nécessaire au moins une fois avant la floraison afin de s'assurer que toutes les zones d'infestation ont été détectées.

Les seuils d'intervention sont fondés sur un dépistage de jour. Un ajustement peut être nécessaire pour un dépistage de nuit.

Comment dépister?

Avant de débiter le dépistage au filet, il faut observer l'ensemble du champ pour vérifier l'allure des plants et la présence de zones endommagées. Par la suite, il faut :

- Décrire des arcs de 180° autour de soi en passant le filet parmi les plants;



Figure 2.2 : Tracé du filet sur les plants

- Appliquer une forte pression sur le filet pour s'assurer qu'il entre bien dans les plants;
- Être constant dans ses mouvements;
- Réaliser une série de coups de filet par acre (1 série/acre);
 - Marcher de préférence en ligne droite ou en effectuant un arc de cercle avec la filet;
- Frapper le filet après chaque série afin de faire tomber les insectes dans le fond du filet;
 - Attendre toujours quelques secondes avant de déployer le filet lors du décompte; ainsi, les larves se mettent à bouger et sont plus faciles à observer;
 - Toujours vérifier la présence de chenilles en bordure du filet;
 - Se mettre à l'abri du vent pour faire le décompte;
- Identifier correctement les espèces d'insectes présentes et faire leur décompte dans le filet;
 - Noter les espèces présentes dans le filet et le nombre d'individus de chaque espèce;
 - Incrire dans un calepin les renseignements suivants : date, nom de la ferme, numéro du champ, stade phénologique du plant, plan sommaire du champ, nom de l'insecte et nombre d'insectes capturés de chaque espèce;
- Pour un champ donné, calculer parmi toutes les séries la moyenne de chaque espèce ou groupe d'espèces;
- Avant et après chaque série, vérifier les plants de près pour identifier le stade phénologique, puis vérifier la présence de dommages.

Voir l'annexe A : Exemples de rapports de dépistage

Où dépister?

Afin d'obtenir une évaluation juste, il est important d'échantillonner l'ensemble du champ. Le parcours doit donc couvrir le plus de surface possible. Dans les champs rectangulaires, les parcours en V, Z ou W sont privilégiés. Il faut changer de parcours à chaque semaine pour couvrir le maximum de surface au cours de la saison.

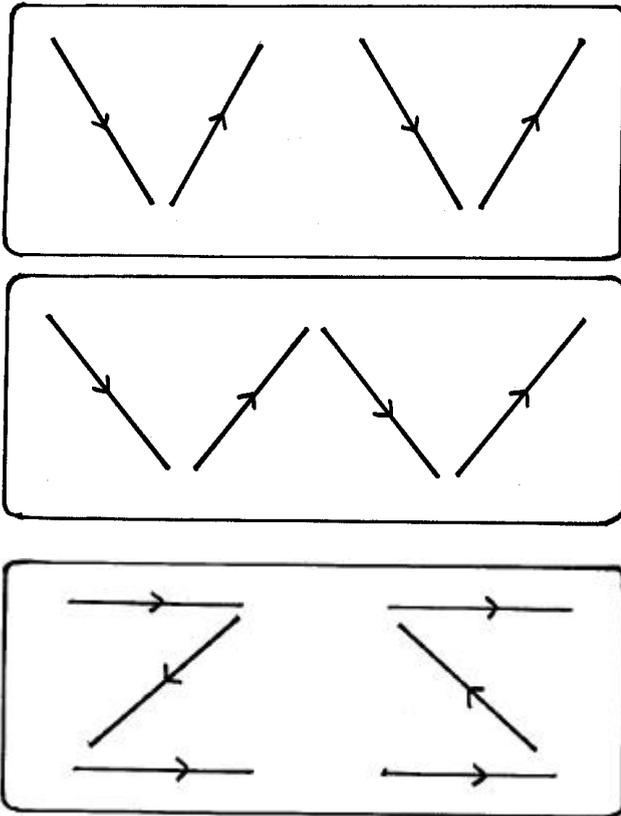


Figure 2.3 : Types de parcours effectués au filet

Certains insectes, tels que le charançon des atocas, la spongieuse, l'arpenreuse bituberculée, l'arpenreuse épineuse, la tordeuse des canneberges et l'altise peuvent être concentrés dans des zones bien précises. C'est pourquoi il est essentiel de changer son parcours afin de dépister une superficie maximale au cours de la saison.

Les zones infestées par les mauvaises herbes ou les zones dénudées devraient être évitées afin de ne pas biaiser l'échantillonnage. Il est conseillé de dépister les bordures des champs séparément si on suspecte une forte infestation. Ces endroits devront être traités de façon localisée. Il faut donc commencer à donner les coups de filet réguliers à au moins 3 m (10 pi) du bord.

Outils essentiels au dépisteur

- Un filet de 30 cm (12 po) ou de 38 cm (15 po) de diamètre;
- Un carnet de notes et un crayon;
- Une loupe et de bons yeux;
- Un pot d'échantillonnage;
- Un crayon marqueur;
- Des sacs de plastique;
- Un pinceau pour recueillir les chenilles;
- Des étiquettes.

Pièges à phéromone²

Définition

Les pièges à phéromone sont une technique de dépistage qui indique la période d'émergence des mâles adultes. Ils permettent de définir le pic de vol des papillons, c'est-à-dire le moment où les adultes sont présents en plus grand nombre. On peut également évaluer la période de ponte des femelles, afin de synchroniser les interventions et lutter contre le ravageur au bon moment. À noter que les pièges à phéromone indiquent à quel moment une intervention doit être faite mais ils ne signalent pas si elle est nécessaire.

Dans l'Est canadien, les pièges à phéromone sont utilisés pour déterminer la présence de l'anneleur de la canneberge, de la pyrale des atocas, de la tordeuse des canneberges et de la tordeuse soufrée.

Certaines difficultés peuvent survenir lors de l'identification des adultes dans les pièges. Les individus attrapés perdent peu à peu leur couleur. Il faut alors les identifier d'après leur allure générale. D'autres individus peuvent ressembler à l'espèce recherchée; il faut être vigilant.

Description

Le piège à phéromone est constitué d'une partie intérieure collante et d'une capsule de phéromone. Cette capsule, faite de caoutchouc, contient la phéromone qui attire les papillons mâles. Elle est installée à l'intérieur du piège, suspendue par le toit ou insérée dans le fond. Le piège est solidement fixé à un piquet et placé dans le champ, à une hauteur déterminée.

Il existe plusieurs types de pièges de formes différentes. Le choix du piège dépend de l'espèce de ravageur que l'on désire capturer.

² Source : *Integrated Pest Management in Western Canada – a guide to identification, monitoring and decision-making for pests and diseases* (Maurice et al., 2000)

Tableau 2.1 : Résumé de l'utilisation des pièges à phéromone selon l'espèce

Ravageur	Anneleur de la canneberge	Pyrale des atocas	Tordeuse des canneberges	Tordeuse soufrée
Types de pièges	Pherocon II ou Diamond Trap	Delta I	Pherocon II ou Diamond Trap	Pherocon I CP
Hauteur des pièges au-dessus des plantes	20 à 25 cm (8 à 10 pouces)	75 cm (28 pouces)	20 à 25 cm (8 à 10 pouces)	20 à 25 cm (8 à 10 pouces)
Nombre de pièges	1 par 4 hectares (1 par 10 acres)	Non déterminé *	1 par 4 hectares (1 par 10 acres)	1 par 4 hectares (1 par 10 acres)

Jusqu'à maintenant, il n'existe pas de recommandation scientifique. Comme le coût de la phéromone est élevé, on conseille d'installer environ un piège par 20 ha (50 acres).

Au Nouveau-Brunswick, 2 pièges/5 hectares (1 piège/6 acres) sont habituellement installés pour ces quatre espèces d'insectes. Pour un champ plus grand que 10 hectares, le taux peut être plus bas. On utilise plutôt les pièges Pherocon IC ou Wing Trap IC pour capturer l'anneleur de la canneberge, la pyrale des atocas et la tordeuse des canneberges.

Outils essentiels au dépisteur

- Des pièges (Pherocon II, Pherocon IC, Delta I);
- Une capsule de phéromone pour chaque espèce visée;
- Une broche de métal (attache);
- Un piquet de bois ou de métal de 0,60 à 1,20 m (2 à 4 pi);
- Un grattoir;
- Des pailles de 3 cm (1 1/8 po) de longueur;
- Des gants ou un sac de plastique;
- Une épingle.



Figure 2.4 : Outils essentiels pour l'utilisation des pièges à phéromone

Directives d'assemblage

Pour mieux comprendre comment utiliser un piège à phéromone et assurer son efficacité, il est important de suivre les directives suivantes :

1. Assemblage du piège

Pour son bon fonctionnement, il est important que le piège à phéromone soit bien assemblé. Les différents types de pièges possèdent chacun un assemblage particulier.

a) Pherocon II (ou Diamond trap)

- Déplier le piège afin qu'il soit en forme de losange;
- Insérer la capsule de phéromone selon les directives décrites plus loin;
- Replier les rebords inférieurs vers l'intérieur.



Figure 2.5 : Piège Pherocon II - avec la phéromone

b) Pherocon I CP

- Replier chaque partie du piège vis-à-vis des lignes à cet effet pour donner une forme de cale;
- Former un « V » avec une broche de métal d'environ 60 cm (2 pi) de long; faire une boucle dans le creux du « V » afin de former un point d'attache;
- Fixer cette broche à la partie supérieure du piège (c.-à.-d. non collante) en insérant chaque bout dans les perforations à cet effet;
- Ajouter les pailles de 3 cm (1 1/8 po) à chacune des extrémités de la broche;
- Insérer cette broche dans les perforations de la partie inférieure (c.-à.-d. collante); les pailles serviront à séparer les deux parties du piège de quelques centimètres;

- Rabattre les extrémités de la broche vers le centre du piège afin de le fixer solidement;
- Insérer la capsule de phéromone selon les directives décrites plus loin.



Figure 2.6 : Piège Pherocon IC

c) Delta 1

- Replier et assembler la base cartonnée afin de former un triangle;
- Insérer la capsule de phéromone selon les directives décrites plus loin;
- Insérer la base collante dans le piège (colle vers le haut);
- Replier les rebords vers l'intérieur en les insérant dans les fentes prévues à cet effet.

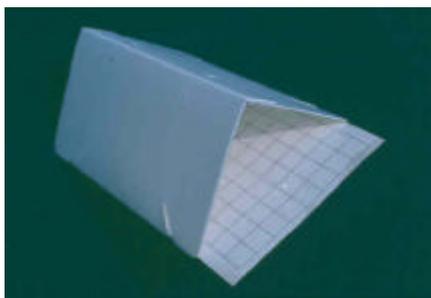


Figure 2.7 : Piège Delta I

2. Manipulation de la capsule de phéromone

- Éviter de toucher directement la capsule de phéromone; utiliser de préférence des gants jetables ou un sac de plastique;
- Piquer la capsule à l'aide d'une épingle (sans toucher la capsule si on utilise ses doigts);
- Suspendre la capsule de phéromone à l'intérieur du piège, au milieu du plafond ou l'insérer dans le plancher.

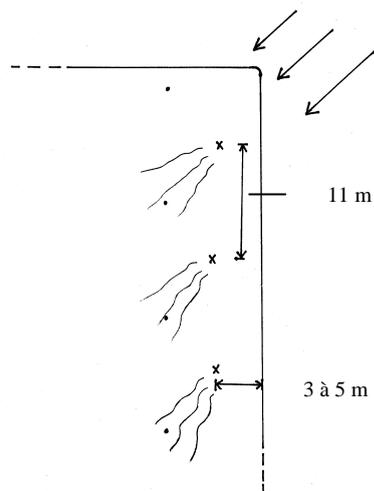
La capsule de phéromone est sans odeur. Toutefois, la phéromone adhérerait aux doigts, à la surface du gant ou du sac de plastique avec lequel on manipule la capsule. Donc, il est important de ne pas toucher d'autres parties du piège avec les doigts, avec les gants ou le sac de plastique pour ne pas propager la phéromone. Il ne faut pas utiliser les mêmes gants ou le même sac pour manipuler les capsules des espèces différentes de ravageurs. Une fois les capsules placées dans les bons pièges, on doit jeter les gants ou le sac de plastique.

3. Installation des pièges dans les champs de canneberge

- Placer les pièges au moins une semaine avant le début du vol des papillons, c'est-à-dire vers le début de juin. Le vol des adultes de la pyrale des atocas se produit environ une semaine avant celui de la tordeuse des canneberges, de la tordeuse soufrée et de l'anneleur de la canneberge;
- Déterminer les emplacements des pièges selon les vents dominants (ouverture du piège face aux vents dominants);
- Placer le nombre de pièges requis selon la superficie de la culture;
- Installer les pièges entre 3 et 5 m (10 à 15 pi) du bord, tout en les gardant éloignés des gicleurs;
- Planter un piquet à chaque emplacement, en laissant au moins 11 m (30 pi) entre chaque piquet; l'espace entre chaque piquet peut être beaucoup plus grand s'ils sont placés dans le sens de la longueur du champ;
- Attacher le piège au piquet à l'aide d'une broche de métal, de manière à ce que la base du piège soit à la bonne hauteur de la tête des plants.



Figure 2.8 : Piège Pherocon II au champ



x = piège à phéromone

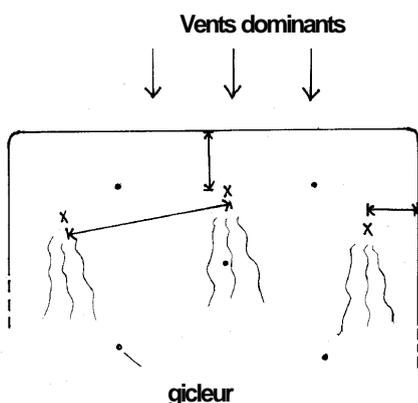


Figure 2.9 a et b : Disposition des pièges dans un champs

Exemple : un producteur possédant 20 hectares (50 acres) posera 1 piège de la pyrale des atocas pour 5 pièges de chacune des autres espèces, pour un total de 16 pièges par 50 acres. Il peut installer 1 piège de chaque espèce dans un même champ. Au Nouveau-Brunswick, on mettra plutôt 8 pièges de chaque espèce.

4. Vérification des captures dans les pièges

- Visiter les pièges une à deux fois par semaine, en respectant les mêmes journées chaque semaine (exemples : à tous les mercredis ou à tous les lundis et jeudis);
- Compter et nettoyer les insectes dans le fond collant du piège (enlever le corps et les ailes); si la colle est remplie de corps d'insectes ou de sable, remplacer le carton de colle ou le piège;

- Noter le nombre de captures dans un carnet de notes puis dans le rapport de dépistage.

Voir l'annexe A : Exemples de rapports de dépistage

5. Remplacement de la capsule

- Changer la capsule de phéromone toutes les trois à quatre semaines, selon les procédures susmentionnées;
- Placer la vieille capsule dans un sac et la jeter aux poubelles par la suite; elle ne doit pas être laissée dans le piège à phéromone ni être jetée dans le champ;
- Garder les capsules non-utilisées dans un sac de plastique bien fermé et les mettre au congélateur jusqu'à leur utilisation.

6. Libération de la phéromone

Quand une nouvelle capsule est placée dans le piège, la phéromone est libérée rapidement dans l'air. Le taux de libération de phéromone de la capsule diminue après quelques jours et se stabilise. La quantité de phéromone ainsi relâchée est suffisante pour attirer les insectes.

Quatre à six semaines après avoir placé la nouvelle capsule dans le champ, la majorité de la phéromone est libérée. La capsule contient encore une certaine quantité de phéromone après cette période et peut encore attirer des insectes. Toutefois, son pouvoir d'attraction est réduit et la capsule doit être remplacée de la manière décrite plus haut afin de permettre un dépistage adéquat des ravageurs visés.

Autres techniques de dépistage

Certaines autres techniques de dépistage sont utilisées dans la culture des canneberges. Chacune est spécifique à une espèce d'insectes ravageurs. Elles sont décrites en détail pour chaque insecte dans le chapitre 3 – Les insectes ravageurs.

Voir le tableau 3.5 : Méthodes de dépistage et moyens de lutte contre les ravageurs de la canneberge

Tableau 2.2 : Chronologie du dépistage des ravageurs de la canneberge

Ravageur	Débourrement des bourgeons		Floraison		Nouaison	Développement et maturation des fruits Formation des bourgeons	
	Mai	Juin	Juillet	Août		Septembre	
Petite arpenteuse	Dépistage au filet	Zones infestées plus foncées					
Grosse arpenteuse	Dépistage au filet	Cartographie des zones infestées localisées et plus foncées					
Autre arpenteuse	Dépistage au filet						
Altise à tête rouge				Dépistage des adultes au filet ou zones infestées			
Anelleur de la canneberge				Pose des pièges et vérification des pièges 1 fois/semaine			Inspection des larves
Cécidomyie des atocas	Inspection des signes évidents de dommages			Inspection des adultes en vol			Zones infestées rougeâtres ou brunâtres
Charançon des atocas	Dépistage et examen au binoculaire des oeufs + larves sur 100 tiges/champ			Tiges infestées dont feuilles recourbées et apex brunâtre			Fruits percés
Charançon de la racine du fraisier	Dépistage au filet	Brunissement des bourgeons et boutons floraux orangés					
Charançon noir de la vigne	Dépistage de nuit au filet				Dépérissement et brunissement des plants		
Chenille à houppes	Dépistage au filet	Dépistage de nuit au filet			Dépérissement, fléchissement, brunissement et parfois mort des plants		
Noctuidé	Dépistage au filet	Zones infestées localisées, foncées					
Pyrale des atocas	Bourgeons, nouvelles pousses, feuilles, boutons floraux mangés	Pose des pièges et vérification des pièges 1 fois/semaine					
Tordeuse des canneberges		Calcul du % de nouaison		Oeufs viables**			Fruits rougis prématurément
Tordeuse soufrée	Inspection des larves sur les tiges et dépistage au filet	Pose des pièges et vérification des pièges 1 fois/semaine					
		Zones infestées ou plants d'allure brûlée					
		Feuilles assemblées avec fils de soie					
		Pose des pièges et vérification des pièges 1 fois/semaine					
	Dépistage au filet	Feuilles rassemblées avec fils de soie					Fruits percés, grugés, rougis prématurément

** Décompte des oeufs viables de la pyrale des atocas dans 200 fruits/champ

CHAPITRE 3 : LES INSECTES RAVAGEURS³

Tableau 3.1 : Liste des insectes ravageurs de la canneberge de l'Est canadien

Nom français	Nom anglais	Nom latin	Page
Acronicta impressionnée	Impressed Dagger Moth	<i>Acronicta impressa</i> (Walker)	30
Altise à tête rouge	Red-headed Flea Beetle	<i>Systema frontalis</i> (Fabricius)	15
Anneleur de la canneberge	Cranberry Girdler	<i>Chrysoteuchia topiaria</i> (Zeller)	33
Arpenteuse à pointes	Horned Spanworm	<i>Nematocampa resistaria</i> (Herrich-Schäffer)	25
Arpenteuse à taches	Triangle-marked or pale-winged grey	<i>Iridopsis ephyraria</i> (Walker)	26
Arpenteuse bituberculée	Big Cranberry Spanworm	<i>Eutrapela clemataria</i> (J. E. Smith)	23
Arpenteuse bossue	Small Engrailed or Saddleback Looper	<i>Ectropis crepuscularia</i> (D.& S.)	26
Arpenteuse brune	Rannock Looper	<i>Macaria brunneata</i> (Thunberg)	25
Arpenteuse caténaire	Chain-spotted Geometer	<i>Cingilia catenaria</i> (Drury)	26
Arpenteuse cornue	Cleft-headed Looper	<i>Biston betularia</i> (Linnaeus)	24
Arpenteuse de la pruche	Hemlock Looper	<i>Lambdina fiscellaria</i> (Guenée)	26
Arpenteuse épineuse	Spiny Looper	<i>Phigalia titea</i> (Cramer)	23
Arpenteuse noire	Blueberry Spanworm	<i>Macaria argillacearia</i> (Packard)	25
Arpenteuse piquée jaune	Stout Spanworm	<i>Lycia ursuria</i> (Walker)	23
Arpenteuse verte	Green Spanworm	<i>Macaria sulphurea</i> (Packard)	22
Cécidomyie des atocas	Cranberry Tipworm	<i>Dasineura oxycoccana</i> (Johnson)	20
Charançon des atocas	Cranberry Weevil	<i>Anthonomus musculus</i> (Say)	18
Charançon de la racine du fraisier	Strawberry Root Weevil	<i>Otiorhynchus ovatus</i> (Linnaeus)	18
Charançon noir de la vigne	Black Vine Weevil	<i>Otiorhynchus sulcatus</i> (Fabricius)	18
Chenille à houppes rousses	Rusty Tussock Moth	<i>Orgyia antiqua</i> (Linnaeus)	28
Chenille zébrée	Zebra Caterpillar	<i>Melanchra picta</i> (Harris)	32
Fausse légionnaire	False Armyworm	<i>Xylena nupera</i> (Lintner)	29
Fausse -arpenteuse de Putnam	Putnam's False Looper	<i>Plusia putnami</i> (Grote)	31
Orthosie verte	Speckled Green Fruitworm	<i>Orthosia hibisci</i> (Guenée)	30
Pyrale des atocas	Cranberry Fruitworm	<i>Acrobasis vaccinii</i> (Riley)	35
Spongieuse	Gypsy Moth	<i>Lymantria dispar</i> (Linnaeus)	29
Tordeuse des canneberges	Blackheaded Fireworm	<i>Rhopobota naevana</i> (Hübner)	37
Tordeuse soufrée	Sparganothis Fruitworm	<i>Sparganothis sulfureana</i> (Clemens)	39
Ver-gris bossu	Rear-humped Caterpillar	<i>Amphipyra pyramidoides</i> (Guenée)	31
Ver-gris des fleurs d'atocas	Cranberry Blossomworm	<i>Epiglaea apiata</i> (Grote)	30

Afin de faciliter l'identification des ravageurs, quelques guides d'identification ont été mis en référence à la fin du présent document.

³ Les renseignements présentés dans ce chapitre sont en partie tirés de *Insectes ravageurs de la canneberge au Québec – guide d'identification* (Landry et al., 2001), de *Cranberry Insects of the Northeast* (Averill et Sylvia, 1998) et de *Integrated Pest Management in Western Canada* (Maurice et al., 2000).

Classification des ravageurs

La classification des différents ravageurs de la canneberge dans le présent chapitre a été faite selon leur phylogénie (ordre et famille). Les ravageurs n'ont pu être classés selon leur statut puisqu'il diffère d'une province à l'autre.

Correspondance des couleurs

Un code de couleurs a été instauré afin de bien visualiser le statut des ravageurs pour chaque province de l'Est canadien.

ROUGE : Ravageur majeur

Bien adapté à la canneberge, peut causer d'importants dommages économiques s'il y a absence de contrôle.

VERT : Ravageur secondaire

Peut causer des dommages économiques certaines années. Ravageur à surveiller si aucune intervention n'est faite pour le contrôle des ravageurs principaux.

BLEU: Ravageur mineur, ou potentiel

Observé occasionnellement dans la culture, ou présent dans une autre culture, mais non observé dans les canneberges.

Acronyme des provinces

Placées en encadré, les provinces sont indiquées selon l'acronyme suivant :

NB : Nouveau-Brunswick

NS : Nouvelle-Écosse

PE : Île-du-Prince-Édouard

QC : Québec

TN : Terre-Neuve & Labrador

Stades de croissance des plants

On retrouve également dans l'encadré la description des stades de croissance de la canneberge qui correspondent à la période où le ravageur cause des dommages.

Table 3.2 : Classification taxonomique des ravageurs

Ordre	Famille	Genre et espèce (s)	Page
Coléoptères	Chrysomélidés	Altise à tête rouge	15
	Curculionidés	Charançon des atocas Charançon de la racine du fraisier Charançon noir de la vigne	16 18 18
Diptères	Cécidomyidés	Cécidomyie des atocas	20
Lépidoptères	Géométridés (Arpenteuse)	PETITES ARPENTEUSES Arpenteuse verte Arpenteuse brune GROSSES ARPENTEUSES Arpenteuse bituberculée Arpenteuse épineuse Arpenteuse piquée jaune Arpenteuse corne AUTRES ARPENTEUSES Arpenteuse noire Arpenteuse à pointes Arpenteuse à taches Arpenteuse bossue Arpenteuse caténaire Arpenteuse de la pruche	21 21 21 23 23 23 23 24 25 25 25 25 26 26 26
	Lymantriidés (Chenilles à houppes)	Chenille à houppes rousses Spongieuse	28 28
	Noctuidés (Noctuelles et vers-gris)	Fausse légionnaire Ver-gris des fleurs d'atocas Orthosie verte Acronicta impressionnée Fausse-arpenteuse de Putnam Ver-gris bossu Chenille zébrée	29 30 30 30 31 31 32
	Pyralidés	Anneleur de la canneberge Pyrale des atocas	33 35
	Tortricidés	Tordeuse des canneberges Tordeuse soufrée	37 39

COLÉOPTÈRES

L'ordre des coléoptères regroupe une grande multitude d'espèces. Ces insectes se caractérisent par la présence d'élytres qui recouvrent leurs ailes au repos. Les larves sont appelées « vers blancs ». Dans la culture de la canneberge, on retrouve les charançons (famille des Curculionidae) et l'altise à tête rouge (famille des Chrysomelidae).

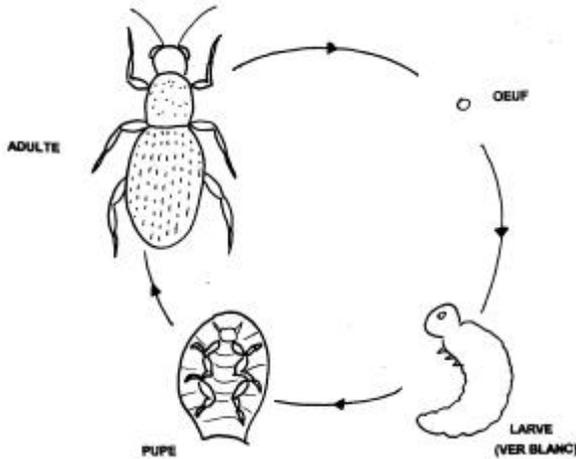


Figure 3.1 : Cycle de vie des coléoptères

Altise à tête rouge

Red-headed Flea Beetle

Systema frontalis (Fabricius)



Figure 3.2 : Adulte de l'altise à tête rouge

NB NS PE QC TN

De la formation des fruits à la maturation

- Une génération par année.
- Cet insecte a une vaste répartition géographique. Malgré qu'il soit commun dans plusieurs cultures de l'Est canadien, il est peu abondant dans la canneberge.

- L'adulte est noir brillant et possède entre les deux yeux une partie frontale rougeâtre qui lui donne son nom. Il mesure de 4 à 5 mm (3/16 po).
- La larve a le corps blanc crème, parsemé de courts poils. Sa tête est brune.
- Cet insecte passe habituellement l'hiver sous forme d'œuf. Les œufs éclosent à la fin du printemps. Les larves, vivant dans le sol, sont difficiles à observer. Leurs mœurs sont peu connues. Les adultes émergent à partir de la mi-juillet jusqu'en août. Ils se déplacent par sauts. À la fin de l'été, les femelles pondent leurs œufs juste en-dessous de la surface du sol.

Dégâts

Les dommages sont produits par les adultes qui mangent le dessous des feuilles, ne laissant que la cuticule et les nervures. Ils peuvent également percer des trous dans les fruits. Les champs infestés, décelables en août, présentent des zones légèrement brunâtres. Au Massachusetts, on a déjà observé des adultes se nourrissant de nouvelles pousses compromettant ainsi le développement des bourgeons. Les larves, qui se nourrissent de racines et de stolons, causent rarement des dommages.

L'altise à tête rouge peut s'attaquer à une quarantaine de plantes cultivées ou indigènes. On la retrouve en plus grande abondance dans les champs infestés de mauvaises herbes. Elle semble également avoir une préférence pour les jeunes plantations. Elle peut être présente dans les plants plus âgés, mais de façon moins fréquente.



Figure 3.3 : Dommages aux feuilles causés par l'altise à tête rouge

Dépistage et seuil d'intervention

Vers la fin juillet, il faut porter attention à l'apparition de dommages. Le dépistage au filet est effectué dans les champs présentant des dégâts, même s'il y a présence de

fruits. À noter que les insectes au stade adulte, stade que l'on vise à capturer au moyen du filet, sont dispersés inégalement dans les champs.

Le seuil d'intervention est fondé sur les captures au filet et il est de 15 adultes par série. Ce seuil est cependant provisoire car il n'a pas été établi d'après des recherches scientifiques. Au Massachusetts, les producteurs traitent selon l'ampleur des dommages présents et s'ils jugent que ces dégâts auront un effet sur les bourgeons de l'année suivante.

Méthodes de lutte

Lutte chimique raisonnée

Lorsque le seuil d'intervention est atteint, on conseille l'application d'un insecticide homologué. Choisir autant que possible un insecticide à faible toxicité.

Charançons des atocas

Cranberry Weevil

Anthonomus musculus (Say)



Figure 3.4 : Adulte du charançon des atocas

NB NS PE QC TN Du débourrement à la récolte

- Une génération par année.
- Il existe plusieurs espèces de charançons semblables, pouvant se retrouver dans ou près des cannebergères. Le charançon des atocas possède quelques hôtes, dont les genres *Vaccinium* et *Gaylussacia*.

- À l'émergence, l'adulte est brun. Il passe ensuite à un brun rougeâtre foncé. Il mesure 1,5 à 2,0 mm (1/16 à 3/16 po) de long. Il se caractérise par la présence d'une tête prolongée d'un long nez appelé rostre. La longueur de ce bec correspond à environ le tiers de son corps. On y retrouve des antennes en son centre et des mâchoires à son extrémité.
- Cet insecte hiberne à l'état adulte sous les débris ou dans le sol, dans les champs de canneberges ou à proximité. Il peut survivre à l'inondation hivernale. Au printemps, après le retrait des eaux hivernales, les adultes deviennent actifs. Ils s'accouplent à la fin du printemps. Au stade crochet et au début de la floraison, les femelles percent les boutons floraux et y insèrent leurs oeufs de façon individuelle. Elles peuvent pondre 50 oeufs et plus. L'éclosion se produit à la fin juin. Les larves se développent à l'intérieur de la fleur et s'y empument lorsqu'elles sont arrivées à maturité. Les adultes émergent en juillet, alors que les fruits débutent leur formation. Ils sont actifs lors de journées chaudes et calmes. Vers la mi-août, ils migrent vers les débris végétaux au sol afin de trouver un refuge pour l'hiver.

Dégâts

Au printemps, les adultes grimpent sur les tiges et consomment des feuilles et des bourgeons terminaux en dormance. Au fur et à mesure que les plants se développent, les adultes changent de diète et s'alimentent des nouvelles feuilles et des bourgeons floraux.

Les larves à l'intérieur des fleurs se nourrissent des bourgeons floraux, ne laissant que les parois de l'ovaire et les pétales. Les boutons de fleurs, ne pouvant s'ouvrir, passent du rose à l'orangé puis tombent éventuellement. Lorsque les femelles percent un bourgeon floral pour y déposer un oeuf, elles endommagent parfois le pédicelle retenant le bourgeon à la tige, faisant tomber ce dernier prématurément.

En juillet et en août, les nouveaux adultes dévorent le feuillage, les fruits en début de croissance et les bourgeons terminaux. Les dommages causés par les adultes, au printemps comme en été, se traduisent par la présence de minuscules trous dans les bourgeons floraux et les bourgeons terminaux, ainsi que par des petits points noirs en forme de croissant sous les feuilles. Les bourgeons percés par les adultes brunissent, semblablement à une réaction au gel. Les fruits endommagés se reconnaissent par la présence de trous. Ces marques réduisent la qualité des fruits.



Figure 3.5 : Larve du charançon des atocas dans une fleur

Dépistage et seuil d'intervention

Du débourrement à la floraison, les adultes sont dépistés au filet lors de journées chaudes, ensoleillées et sans vent. Le seuil d'intervention est de quatre à cinq adultes par série. Si des adultes sont capturés, il est conseillé d'effectuer une inspection visuelle des champs et un dépistage au filet jusqu'en août.

Méthodes de lutte

Lutte biologique

Une guêpe parasitoïde indigène, *Habrocytus* sp. attaque les larves de charançons des atocas et peut aider à réprimer les populations de ce ravageur.

Des nématodes peuvent être appliqués au printemps ou tôt à l'automne.

Lutte culturale

Le sablage et l'inondation sont inefficaces comme méthodes de lutte contre cet insecte.

Lutte chimique raisonnée

Les traitements contre ce ravageur sont rarement nécessaires dans l'Est canadien. Les traitements effectués tôt en saison contre la tordeuse des canneberges ou la cécidomyie des atocas peuvent aussi contrôler les populations de charançons des atocas. Si le seuil d'intervention est atteint, on conseille l'utilisation d'un insecticide homologué. Il faut traiter les adultes avant que les femelles ne pondent leurs oeufs, c'est-à-dire avant la floraison.

Charançon de la racine du fraisier

Strawberry Root Weevil

Otiorhynchus ovatus (Linnaeus)



Figure 3.6 : Adulte du charançon de la racine du fraisier

NB NS PE QC TN

De la formation des fruits à la récolte

- Une génération par année.
- Ravageur important du fraisier dans l'Est canadien. Se retrouve également dans d'autres petits fruits, les arbres à fruits, les arbustes et plusieurs conifères en plantation.
- Les individus sont exclusivement des femelles. Les adultes mesurant de 5 à 6 mm (¼ po) de long. Leur corps est brunâtre à noirâtre, alors que leurs antennes et leurs pattes sont brun foncé. Ces insectes ne peuvent pas voler. Les adultes sont actifs la nuit.
- Cette espèce peut hiberner au stade larvaire ou adulte. Deux scénarios différents sont alors observés :
 1. Les larves ayant hiberné se développent et forment leur cocon au cours de la saison. Les adultes émergent à la fin de l'été. Ils pondent leurs oeufs jusqu'en septembre. Les larves qui éclosent demeurent actives jusqu'aux premiers gels;
 2. Les adultes qui hibernent deviennent actifs au printemps. Ils pondent leurs oeufs pendant l'été. Les larves éclosent et se développent jusqu'à la pupaison. De nouveaux adultes sont présents à l'automne.

Dégâts

Ce ravageur se retrouve généralement dans les champs qui sont rarement inondés. Les larves se nourrissent des petites racines et de l'écorce des grosses racines de façon semblable au charançon noir de la vigne. Les infestations sont généralement localisées. Les adultes ne produisent pas de dommages.

Dépistage et seuil d'intervention

Le dépistage des adultes au filet s'effectue la nuit si on soupçonne une infestation. Aucun seuil d'intervention n'a été déterminé.

Méthodes de lutte

Lutte culturale

L'inondation lors de la récolte ou pendant l'hiver peut aider à contrôler les larves de ce ravageur.

Lutte biologique

Dans les régions où le charançon de la racine du fraisier est problématique, des nématodes peuvent être appliqués. L'espèce *Heterorhabditis bacteriophora* est reconnue pour être efficace contre les larves dans le sol.

Lutte chimique raisonnée

Un traitement est rarement nécessaire pour traiter ce ravageur. Toutefois, si on constate qu'il y a une infestation, l'utilisation d'un insecticide homologué peut être requise. Le traitement sera plus efficace s'il est réalisé lors d'une soirée calme, moment où les adultes s'alimentent sur le feuillage.

Charançon noir de la vigne

Black Vine Weevil

Otiorhynchus sulcatus (Fabricus)



Figure 3.7 : Adulte du charançon noir de la vigne

NB NS PE QC TN

De la formation des fruits à la récolte

- Une génération par année.
- Cet insecte polyphage possède plusieurs hôtes dont les préférés sont des représentants de la famille des Rosacées.
- La larve n'a pas de pattes et est blanchâtre avec la tête brune. Elle prend souvent une position incurvée, en forme de « C ». À maturité, elle mesure de 10 à 12 mm (7/16 po) de long.

- Les individus sont composés uniquement de femelles. Les adultes sont incapables de voler. Leur corps est dur, de couleur noire et pourvu de poils jaunes. Ils mesurent de 9 à 11 mm (? à 7/16 po) de long. Leur dos est sillonné de petites dépressions en rangées parallèles. Les pièces buccales sont prolongées en un nez portant les antennes près de l'extrémité.
- Cet insecte hiberne dans le sol sous forme de larve. Au printemps, une pré-pupe se forme, puis se développe en puppe. Les adultes émergent en juin et en juillet. Ils se cachent le jour dans les débris au sol, n'étant actifs que la nuit. Les oeufs sont pondus de juillet à septembre. Chaque femelle pond en moyenne 300 oeufs, qu'elle dépose à la surface du sol. Les larves sont présentes en août et en septembre.

Dégâts

Les adultes dévorent la marge des feuilles, causant des dégâts généralement peu importants. Les dégâts plus sérieux se manifestent lorsque les larves s'alimentent des racines et de l'écorce des tiges, pouvant même causer la mort des plants. Les infestations sont habituellement localisées. Les dommages observés sont semblables à ceux causés par l'anneleur de la canneberge : dépérissement, fléchissement, brunissement et parfois mort des plants.



Figure 3.8 : Vue d'ensemble des dommages causés par le charançon noir de la vigne

Dépistage et seuil d'intervention

Si on soupçonne une infestation, des adultes peuvent être détectés grâce à un dépistage de nuit, en juin et en juillet. On les trouve surtout dans les champs qui sont rarement inondés. S'il y a présence de plants endommagés, il faut les soulever et regarder dans les cinq premiers centimètres du sol afin de trouver des tiges grugées ainsi que des larves en forme de « C ». Ces larves sont toutefois difficiles à voir en automne à cause de leur petite taille. Aucun seuil d'intervention n'est disponible.

Méthodes de lutte

Lutte culturale

L'inondation à la récolte ou pendant l'hiver peut éliminer la plupart des larves de ce charançon.

Lutte biologique

Dans les régions où le charançon noir de la vigne est problématique, des nématodes sont appliqués au printemps et à l'automne afin d'attaquer les larves dans le sol. L'espèce *Heterorhabditis bacteriophora* est reconnue pour être efficace contre ce charançon.

Lutte chimique raisonnée

La plupart des insecticides de sol ne sont pas efficaces contre les larves de ce ravageur.

Diptères

Les diptères sont des mouches de taille variable. Les larves sont appelées des asticots. On y retrouve des espèces parasites et prédatrices de différents ravageurs. Dans la culture de la canneberge, cet ordre comprend un seul ravageur, la cécidomyie des atocas.

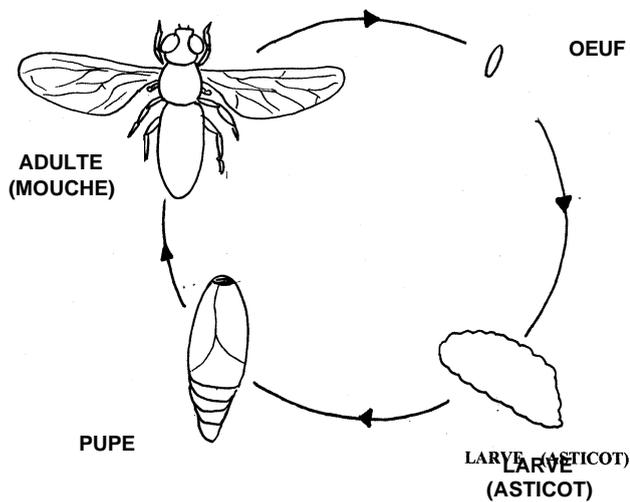


Figure 3.9 : Cycle de vie des diptères

Cécidomyie des atocas

Cranberry Tipworm

Dasineura oxycoccana (Johnson)

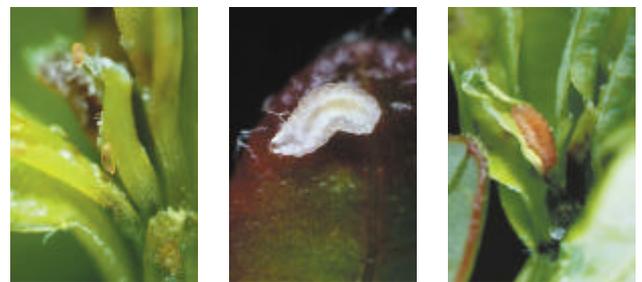


Figure 3.10 : Cécidomyie des atocas (adulte, oeuf et larvaire)

NB NS PE QC TN

Du débourrement à la récolte

- Trois générations par année au Québec, deux générations par année au Nouveau-Brunswick et en Nouvelle-Écosse, nombre inconnu de générations à l'Île-du-Prince-Édouard.
- L'adulte est une minuscule mouche de 1,5 mm (1/16 po) de long. La larve, appelée asticot, n'a pas de pattes et a trois différents stades, qui sont de couleurs distinctes : 1^{er} clair, 2^e blanc et 3^e orangé.
- Cet insecte hiberne sur le sol au stade pupa. Au moment du débourrement des plants, les adultes émergent puis s'accouplent. Une femelle pond de un à cinq oeufs, à la base des feuilles terminales. La larve émerge et se nourrit de ces jeunes feuilles. Sur une période d'environ 10 jours, la larve passe du stade clair à blanc, puis à orangé; elle se tisse ensuite un cocon à l'intérieur d'une feuille endommagée et passe au stade pupal. L'adulte émerge cinq jours plus tard et recommence un nouveau cycle, qui durera de deux à quatre semaines. La première génération est présente en mai-juin, la deuxième génération en juillet. Au Québec, une troisième génération apparaît en août.

Dégâts

Les feuilles abîmées par les larves se recourbent, formant une coupe, se décolorent (de brun à argenté) et tombent. Les dégâts causés par la première génération apparaissent vers la fin juin (plutôt au début juin au sud du Nouveau-Brunswick). Par la suite, les dégâts des générations suivantes se succèdent.

Les dommages de la première génération entraînent le développement de nouvelles tiges latérales. Habituellement, ces tiges compensent et recouvrent les dégâts faits par les larves.

Les larves de la deuxième génération sont plus abondantes. Elles ravagent les feuilles et les bourgeons, pouvant réduire la production de fruits l'année suivante. L'ampleur des dégâts est influencée par la longueur de la saison de croissance. Dans certaines régions, la saison de croissance est assez longue pour permettre aux tiges endommagées de reformer un bourgeon auxiliaire. Les dommages sont alors minimes car ces bourgeons produisent des fruits l'année suivante. Par contre, dans les régions où la saison de croissance est plus courte, les plants n'ont généralement pas cette opportunité. Les tiges restent végétatives l'année suivante, entraînant des dommages plus importants.

Les larves de la troisième génération, si celle-ci a lieu, endommagent directement les bourgeons. Néanmoins, cette génération comporte beaucoup moins d'individus et occasionne donc peu de dommages.

Dépistage et seuil d'intervention

Le dépistage débute au débourrement des plants. Il consiste en un échantillonnage aléatoire de 100 tiges/champ; l'extrémité des tiges est examinée à la loupe binoculaire afin de détecter et de noter le nombre d'œufs, de larves de chaque stade et de pupes. Un suivi régulier de la première génération permet d'identifier la période pendant laquelle le nombre d'œufs fraîchement éclos est le plus élevé. Ce pic correspond au moment où il faut traiter, car les larves plus âgées ainsi que les pupes sont moins vulnérables au traitement insecticide.

Cette technique de dépistage exige beaucoup de temps, c'est-à-dire de 40 à 50 minutes par champ. L'accent doit être mis sur les champs ayant un historique d'infestations, là où il y a plus de risques de voir la cécidomyie. Il faut être plus vigilant dans les jeunes champs et les champs fortement fertilisés. Ils sont plus susceptibles d'abriter cet insecte à cause de l'abondance de jeunes feuilles attrayantes, dont la croissance est stimulée par l'effet de l'azote. Le choix des variétés de canneberges peut aussi avoir un effet sur la présence d'infestations. Les variétés Ben Lear, Howes, Searles et Stevens sont sensibles aux attaques de cet insecte.

Aucun seuil d'intervention n'est disponible; chaque producteur agit selon son propre seuil de tolérance.

Méthodes de lutte

Lutte culturale

L'inondation des champs n'est pas un moyen de lutte efficace contre cet insecte, puisqu'il peut rester submergé pendant une longue période.

Un sablage uniforme, d'environ 1 à 2 cm d'épaisseur, peut aider à réduire les infestations de cécidomyies, en empêchant l'émergence des adultes. Cette pratique peut se faire aux deux ans, mais elle doit être exécutée dans tous les champs afin de ne pas permettre aux insectes de coloniser à nouveau un champ à partir d'un champ non sablé adjacent.

Sachant que les plants riches en azote attirent la cécidomyie, il est conseillé de ne pas sur fertiliser les champs. En effet, les femelles préfèrent pondre leurs œufs sur des tissus en croissance active.

Lutte biologique

Quelques parasitoïdes s'attaquant aux larves de cécidomyie ont été identifiés. Par contre, le taux d'efficacité du parasitisme est faible. On connaît également un syrphidé prédateur : *Toxomerus marginatus*. D'autres ennemis naturels comme les araignées et autres prédateurs généralistes peuvent jouer un rôle important. Leur effet varie et est limité par l'utilisation de pesticides à large spectre.

Lutte chimique raisonnée

Si le résultat du dépistage le suggère, un insecticide homologué peut être employé durant le pic d'éclosion des œufs de la première ou deuxième génération. Il faut viser la première génération autant que possible, car la deuxième survient souvent en pleine floraison. Des traitements au niveau de la troisième génération sont inutiles car le pire des dégâts a été fait. Il faut favoriser les insecticides à faibles risques environnementaux. On conseille de procéder à un échantillonnage deux à trois jours après un traitement, afin de vérifier la présence de larves mortes. Principalement les larves de premier stade (c'est-à-dire stade clair) sont atteintes. Si un deuxième traitement est nécessaire, agir le plus tôt possible.

LÉPIDOPTÈRES

Cet ordre regroupe les papillons. Ils se caractérisent par la présence d'écailles sur leurs ailes. Les lépidoptères ont une importance économique car les larves, appelées chenilles, sont souvent des ravageurs dans diverses cultures ou plantations. Les membres de cet ordre subissent une métamorphose complète, passant des stades œuf à chenille, à pupa puis à adulte. Plusieurs familles y sont regroupées.

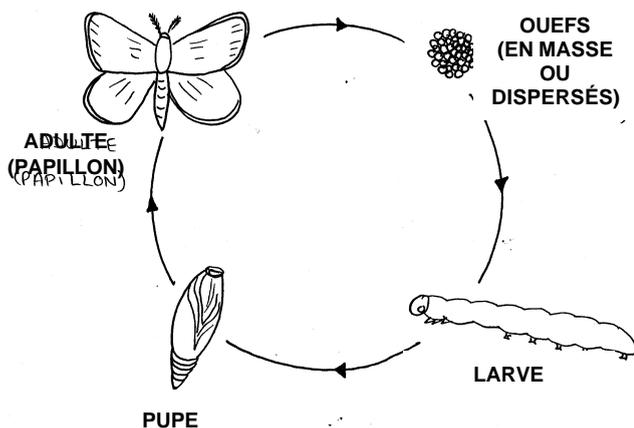


Figure 3.11 : Cycle de vie des lépidoptères

Chez les lépidoptères, on retrouve les chenilles de la famille des géométridés appelées arpeuteuses. Elles possèdent deux paires de fausses pattes. Leur corps est dépourvu de poils ou est garni occasionnellement de poils raides épars. Les arpeuteuses se déplacent de façon caractéristique en arquant le milieu du corps. Généralement, lorsque dérangées, elles s'immobilisent et se raidissent, imitant une tige.

Pour le dépistage, les arpeuteuses sont divisées en trois catégories distinctes : les « petites », les « grosses » et les « autres arpeuteuses ».

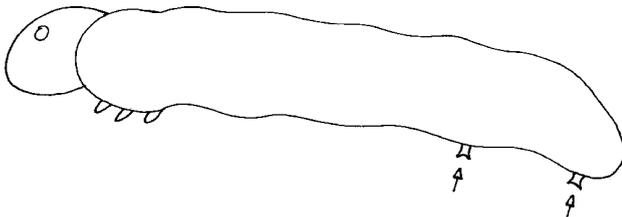


Figure 3.12 Chenille à deux paires de fausses pattes

PETITES ARPEUTEUSES

À maturité, les petites arpeuteuses ne mesurent pas plus de 30 mm (1 3/16 po) de longueur. Individuellement, elles sont peu voraces. Toutefois, lorsque les populations sont élevées, elles peuvent causer d'importants dommages.

Arpeuteuse verte

Green Spanworm

Macaria sulphurea (Packard)



Figure 3.13 : Chenille de l'arpeuteuse verte

NB NS PE QC TN

Du débourrement à la floraison

- Une génération par année.
- La chenille est verte avec des lignes blanches longitudinales.
- Elle hiberne au stade œuf. Les œufs éclosent au printemps. Les chenilles sont présentes de mai à juin. Après une courte période de pupaison, les adultes émergent en juillet. Les femelles déposent leurs œufs individuellement dans les débris végétaux en août.

Arpeuteuse brune

Rannock Looper

Macaria brunneata (Thunberg)



Figure 3.14 : Chenille de l'arpeuteuse brune

NB NS PE QC TN

Du débourrement à la floraison

- Une génération par année.
- La chenille mature est brune avec une ligne longitudinale jaune blanc.
- Elle hiberne au stade œuf. Les œufs éclosent au printemps, vers la mi-mai. Les chenilles sont présentes de mai à juin. Après une courte période de pupaison, les adultes émergent à partir de la mi-juin.

Dégâts

Au débourrement des bourgeons, les jeunes chenilles grimpent à l'extrémité des tiges pour s'alimenter des bourgeons. Ces petites arpeuteuses se nourrissent librement des bourgeons, des nouvelles feuilles et des boutons floraux. Elles ne tissent pas de toiles comme le font les tordeuses. Les zones fortement endommagées ont une apparence plus foncée car le nouveau feuillage est moins apparent et les fleurs moins abondantes.

Dépistage et seuil d'intervention

Les chenilles sont dépistées avec le filet de la mi-mai à la floraison. Il est fréquent de voir une forte densité de chenilles dans une section de champ.

Le seuil d'intervention présentement utilisé est de 18 larves par série.

Méthodes de lutte

Lutte culturale

L'inondation tardive n'affecte pas les arpeuteuses vertes. Toutefois, une courte inondation de 10 à 15 heures à la fin de mai réduit une partie de la population.

Le sablage permet de diminuer les populations. Le sable recouvre les œufs qui se trouvent dans les débris végétaux et ceux-ci ne peuvent éclore. L'épaisseur du sable doit être d'au moins 2,5 cm (1 po).

Lutte biologique

Les biopesticides homologués à base de Btk peuvent être une alternative aux insecticides chimiques. Pour obtenir un maximum d'efficacité, les applications de ces produits à base de Btk doivent être réalisées lorsque les chenilles sont à leurs premiers stades de développement. Il faut donc détecter tôt les infestations.

Voir le chapitre 5 : Les agents de lutte biologique - Bactéries

Lutte chimique raisonnée

L'application d'un insecticide chimique homologué devrait se faire seulement si le seuil d'intervention est atteint. Choisir autant que possible un insecticide à faible toxicité.

GROSSES ARPEUTEUSES

À maturité, les grosses arpeuteuses peuvent atteindre jusqu'à 60 mm (2 ? po) de longueur. Individuellement, ces arpeuteuses sont très voraces. Elles se retrouvent généralement dans des zones localisées.

Arpeuteuse bituberculée

Big Cranberry Spanworm

Eutrapela clemataria (J.E.Smith)



Figure 3.15 : Chenille de l'arpeuteuse bituberculée

NB NS PE QC TN

Du débourrement à la formation des fruits

- Une génération par année.
- Chenille grise, avec deux tubercules bruns près du milieu du dos.
- Elle hibernera au stade de pupa au sol. Les adultes émergent au printemps et les femelles pondent leurs œufs en masse sur les tiges. Les chenilles sont présentes en juin et en juillet.

Arpeuteuse épineuse

Spiny Looper

Phigalia titea (Cramer)



Figure 3.16 : Chenille de l'arpeuteuse épineuse

NB NS PE QC TN

Du débourrement à la nouaison

- Une génération par année.
- Chenille grisâtre avec une série de taches irrégulières jaunes ou orangées, avec tubercules noirs sur le côté. Corps hérissé de poils noirs.

- Elle hiberne au stade de pupes au sol. Les adultes émergent tôt au printemps et les femelles, qui ne volent pas, pondent leurs œufs en masse sur les tiges. Les chenilles sont présentes de la mi-mai à la mi-juin.
- Les chenilles du premier stade larvaire sont transportées par les courants d'air sur des nouveaux sites. Elles s'accrochent par des fils de soies aux brindilles mortes sur lesquelles les œufs ont été déposés. Ces jeunes chenilles complètent leur développement et passent l'hiver au stade de pupes. Au printemps suivant, les femelles attirent un mâle pour s'accoupler et pondent leurs œufs sur le nouveau site.

Arpenteuse piquée jaune

Stout Spanworm

Lycia ursuria (Walker)



Figure 3.17 : Chenille de l'arpenteuse piquée jaune

NB NS PE QC TN

Du débourrement à la nouaison

- Une génération par année.
- Chenille variant de noire avec anneaux blancs à grisâtre avec lignes jaunes.
- Elle hiberne au stade de pupes au sol. Les adultes émergent tôt au printemps. Les femelles pondent leurs œufs en masse. Les chenilles sont présentes à partir de juin.

Dégâts

Ces trois espèces de grosses arpenteuses se nourrissent des nouvelles pousses, incluant les feuilles, les tiges et les boutons floraux. L'arpenteuse épineuse peut complètement défolier les plants. L'arpenteuse bituberculée semble plus attirée par les boutons floraux et les fleurs.

Les infestations sont généralement localisées et les dommages sont visibles par une différence de coloration dans le champ. Les zones infestées sont plus foncées.



Figure 3.18 : Vue d'ensemble des dommages au champ causés par les grosses arpenteuses

Dépistage et seuil d'intervention

Les chenilles de ces grosses arpenteuses sont dépistées avec le filet, de la mi-mai au mois de juillet. Il y a toutefois quelques mises en garde :

- Les infestations de ces arpenteuses sont localisées car les œufs sont pondus en masse. Le dépistage au filet ne permet pas toujours de localiser toutes les zones infestées. Faire un dépistage plus intensif si on soupçonne la présence de ces ravageurs (c'est-à-dire plus de séries à l'intérieur et en bordure du champ);
- Cartographier les zones infestées afin de faciliter les traitements localisés;
- En grossissant, les chenilles s'agrippent de plus en plus fortement aux tiges. Il devient alors plus difficile de les attraper dans le filet;
- L'émergence de certaines de ces arpenteuses, telle l'arpenteuse bituberculée, peut être plus tardive et survenir au début de la floraison. Dépister durant la floraison si une infestation est soupçonnée. L'observation de zones endommagées ou d'une concentration d'oiseaux peut aussi permettre de détecter une infestation;
- Ces chenilles sont très voraces et peuvent complètement consommer les nouvelles pousses et les fleurs dans la zone infestée.

Il n'existe pas officiellement de seuil d'intervention pour ces grosses arpenteuses. On recommande de comptabiliser l'arpenteuse bituberculée comme s'il s'agissait de captures de noctuelles.

Méthodes de lutte

Lutte biologique

Les biopesticides homologués à base de Btk peuvent être une alternative aux insecticides chimiques. Pour obtenir un maximum d'efficacité, les applications de ces produits à base de Btk doivent être réalisées lorsque les chenilles sont à leurs premiers stades de développement.

Voir le chapitre 5 : Les agents de lutte biologique - Bactéries

Dans le cas de l'arpenteuse épineuse, les ennemis naturels maintiennent généralement la population de cette arpenteuse

à de faibles densités. Un certain nombre de guêpes parasitoïdes s'attaquent aux œufs, aux larves et aux pupes.

Lutte chimique raisonnée

Savoir la présence de ces ravageurs dans les champs ne nécessite pas une application généralisée d'insecticide. La cartographie des zones infestées lors du dépistage permet d'intervenir localement. Les applications localisées d'un insecticide chimique homologué sont généralement suffisantes et efficaces. Choisir autant que possible un insecticide à faible toxicité.

Arpenteuse cornue

Cleft-headed Looper

Biston betularia (Linnaeus)



Figure 3.19 : Chenille de l'arpenteuse cornue

NB NS PE QC TN De la floraison à la récolte

- Une génération par année.
- La chenille mature est grise avec une légère teinte pourprée. Sa tête possède deux grandes protubérances ressemblant à des oreilles de chat.
- Cette arpenteuse hiberne au stade pupa dans le sol. Les adultes émergent de la fin mai au début d'août. Les femelles pondent leurs œufs en masse sur la végétation. Les chenilles sont présentes de juillet à septembre.

Dégâts

Cet insecte peut causer des dommages localisés. Les chenilles dévorent le feuillage, provoquant une défoliation visible.

Dépistage et seuil d'intervention

Aucun seuil d'intervention n'est disponible.

Méthodes de lutte

Lutte chimique raisonnée

Un contrôle chimique n'est généralement pas nécessaire contre ce ravageur. Par contre, s'il y a présence de zones infestées, on conseille une intervention locale. L'utilisation d'un insecticide homologué est de mise. Favoriser l'utilisation d'un insecticide à faibles risques environnementaux. Le traitement vise les jeunes larves, plus sensibles aux insecticides.

AUTRES ARPENTEUSES

Ces arpenteuses regroupent des ravageurs mineurs ou occasionnels. Elles sont généralement peu fréquentes et peu répandues.

Arpenteuse noire

Blueberry Spanworm

Macaria argillacearia (Packard)



Figure 3.20 : Chenille de l'arpenteuse noire

NB NS PE QC TN Du débourrement à la floraison

- Une génération par année.
- Chenille noire, avec une bande jaune parsemée de points noirs et de taches blanches sur les côtés. Elle mesure environ 20 mm ($\frac{3}{4}$ po) de longueur à maturité.
- Elle hiberne au stade œuf. Les chenilles sont présentes en mai jusqu'au début de juin. Elles sont actives plus souvent de nuit que de jour. Les adultes émergent en juin. Les femelles, qui ne volent pas, pondent leurs œufs dans les débris végétaux.

Arpenteuse à pointe

Horned Spanworm

Nematocampa resistaria (Herrich-Schäffer)



Figure 3.21 : Chenille de l'arpenteuse à pointes

NB NS PE QC TN

Du débourrement à la
floraison

- Une génération par année.
- Chenille mature brun foncé avec deux paires de tentacules dorsales extensibles. Elle mesure environ 20 mm (¾ po) de longueur à maturité.
- Elle hiberne au stade œuf. Les chenilles sont présentes en mai et en juin. Après une courte période de pupaison, les adultes émergent et sont présents de la mi-juin à la mi-août.

Arpenteuse à taches

Triangle-marked or pale winged grey

Iridopsis ephyraria (Walker)



Figure 3.22 : Chenille de l'arpenteuse à taches

NB NS PE QC TN

Du débourrement à la
formation des fruits

- Une génération par année.
- Chenille brune ou gris brun, avec une tête rousse. Elle mesure 22 à 66 mm (¾ po à 2 ½ po) de longueur à maturité.

- Elle hiberne au stade œuf. Les chenilles sont présentes en juin et en juillet. Après une courte période de pupaison, les adultes émergent et sont présents en juillet et en août. Les femelles pondent les œufs en grappes.

Arpenteuse bossue

Small Engrailed or Saddleback Looper

Ectropis crepuscularia (Denis & Schiffmüller)



Figure 3.23 : Chenille de l'arpenteuse bossue

NB NS PE QC TN

Du débourrement à la
floraison

- Deux générations par année.
- Chenille mature brun gris marbré, avec une marque pâle près de la première paire de fausses pattes. Elle mesure environ 32 mm (1 ¼ po) de longueur à maturité.
- Elle hiberne au stade de pupa. Les adultes de la première génération sont présents en mai et en juin. Les œufs sont déposés en groupe de dix à vingt. Les chenilles sont présentes de juin à septembre. Les adultes de la deuxième génération sont présents de la fin juin à septembre.

Arpenteuse caténaire

Chain-spotted Geometer

Cingilia catenaria (Drury)



Figure 3.24 : Chenille de l'arpenteuse caténaire

NB NS PE QC TN

De la floraison à la maturation des fruits

- Une génération par année.
- Chenille moyenne et mature striée longitudinalement de jaune, blanc et noir. Elle mesure environ 45 mm (1 ¾ po) de longueur à maturité.
- Elle hiberne au stade œuf au sol. Les chenilles sont présentes au début de la floraison et atteignent leur maturité tard en juillet ou au début d'août. Après une pupaison de trois à quatre semaines, les adultes émergent en septembre. Les femelles pondent leurs œufs sur la surface des feuilles.

Arpenteuse de la pruche

Hemlock Looper

Lambdina fiscellaria (Guenée)



Figure 3.25 : Chenille de l'arpenteuse de la pruche

NB NS PE QC TN

De la floraison à la maturation des fruits

- Une génération par année.
- Chenille mature gris clair avec une paire de petites points noirs sur chaque segment. Elle mesure environ 32 mm (1 ¼ po) de longueur à maturité.
- Elle hiberne au stade œuf. Les chenilles sont présentes au début de la floraison, de la mi-juin à la mi-août. Après une courte période de pupaison, les adultes émergent et sont présents d'août à septembre. Les femelles pondent les œufs individuellement.

Dégâts

Les chenilles d'arpenteuse noire semblent très attirées par les bourgeons en débourrement. Elles y creusent un trou et y

mangent l'intérieur. Les tiges ainsi endommagées ne produisent pas de fruits car les chenilles mangent les boutons floraux à l'intérieur du bourgeon.



Figure 3.26 : Vue d'ensemble des dommages au champ causés par l'arpenteuse noire

Les autres espèces d'arpenteuses susmentionnées s'alimentent principalement d'arbres feuillus ou de conifères. Toutefois, elles peuvent se retrouver dans les champs de canneberges et causer des dommages en s'alimentant des nouvelles pousses.

Dépistage et seuil d'intervention

Le filet permet de dépister les « autres arpenteuses » du débourrement des plants à la floraison.

Les larves de l'arpenteuse noire se nourrissent surtout la nuit et il peut être difficile de les trouver pendant le jour.

Aucun seuil d'intervention n'est disponible.

Dans la production de bleuet nain, le filet est utilisé pour faire le dépistage de l'arpenteuse noire de façon similaire à ce qui est fait dans la culture de la canneberge. Le seuil d'intervention dans ce cas est de 12 chenilles par série pour les champs productifs et de 7 chenilles par série pour les champs végétatifs. On utilise un filet de 30 cm (12 po).

Méthodes de lutte

Lutte culturale

Le fait de garder les fossés propres et partiellement remplis d'eau aide à prévenir les infestations d'arpenteuse caténaire.

Lutte biologique

Le biopesticide à base de Btk a démontré une bonne efficacité pour le contrôle de l'arpenteuse noire dans la production de bleuet au Maine.

L'arpenteuse noire peut être parasitée par plusieurs espèces de guêpes. Ces parasitoïdes aident à garder les populations

sous contrôle pendant la plupart des années. Toutefois, les populations fluctuent d'année en année.

Les parasites, prédateurs, maladies et les conditions climatiques non favorables sont des facteurs importants pouvant réduire les populations d'arpenreuse bossue lors d'infestation. Une maladie virale polyhédrose peut être un facteur important dans le contrôle des infestations.

Voir le chapitre 5 : Les agents de lutte biologique - Bactéries

Lutte chimique raisonnée

La présence de ces ravageurs dans les champs ne requiert pas nécessairement une application d'insecticide. Mis à part l'arpenreuse noire, la canneberge n'est pas la plante hôte préférée de ces arpenreuses. Les populations de ces ravageurs sont généralement contrôlées par les interventions faites contre les ravageurs principaux ou secondaires.

CHENILLES À HOUPPES

Ces chenilles polyphages sont très communes. Elles possèdent cinq paires de fausses pattes. Leur corps est vivement coloré et très poilu. Les femelles adultes n'ont pas d'ailes et sont incapables de voler.

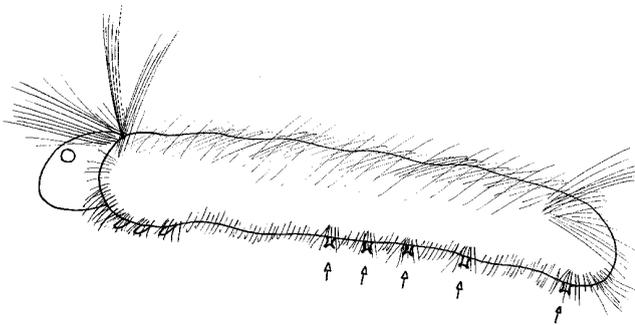


Figure 3.27 Chenille à cinq paires de fausses pattes

Chenille à houppes rouges

Rusty Tussock Moth

Orgyia antiqua (Linné)



Figure 3.28 : Chenille à houppes rouges

NB NS PE QC TN

Du débourrement à la maturation des fruits

- Une génération par année.
- Les chenilles sont grises ou noires et portent de longs poils dorés, blancs et noirs. Quatre touffes en brosse, blanches ou rousses, garnissent leur dos. La partie arrière et les côtés sont ornés de protubérances rouge vif. On observe deux pinceaux noirs à l'avant, deux sur les côtés et un à l'arrière. Elles mesurent à maturité 25 à 35 mm (1 po à 1 ? po) de longueur.
- Cette espèce hiberne au stade oeuf. Les chenilles émergent à partir du mois de mai. Grâce à leurs longs poils et à leur légèreté, les jeunes larves peuvent se disperser facilement à l'aide du vent. Les larves matures passent au stade pupal et font leur cocon sur une tige. Les adultes sont présents en août et en septembre. Les femelles pondent leurs oeufs en masse sur le cocon d'où elles émergent.

Spongieuses

Gypsy Moth

Lymantria dispar (Linné)



Figure 3.29 : Chenille de la spongieuse

NB NS PE QC TN

Du débourrement à la maturation des fruits

- Une génération par année.
- Les chenilles, grisâtres, ont des touffes de longs poils sur le corps. Elles portent sur le dos 11 paires de tubercules rouges et bleus. Elles mesurent 60 mm (2 ? po) de longueur à maturité.
- La spongieuse hiberne au stade oeuf; l'éclosion débute en mai. Les chenilles matures se font un cocon de soie. Les adultes sont présents de la mi-juillet à la fin août. Les oeufs sont déposés un peu partout en masse spongieuse, d'où le nom de l'insecte.
- Les populations de spongieuses sont variables selon les années et tendent à être cycliques. Les chenilles apparaissent dans les champs en tombant des arbres à proximité, en se suspendant à un fil de soie puis en se laissant transporter par le vent. Elles se déplacent également en rampant d'un champ à un autre.
- La spongieuse est un important ravageur forestier.

Dégâts des chenilles à houppes

Les chenilles s'alimentent de feuilles, de bourgeons et de boutons floraux. Même si les femelles ne peuvent voler, le mode de dispersion des chenilles permet à l'espèce d'envahir facilement les champs. Les oeufs sont pondus en masse, entraînant des dommages localisés l'année suivante.

Les chenilles à houppes rousses causent des dommages qui se traduisent par l'apparition de zones sombres dans les champs.

Les chenilles de la spongieuse deviennent très voraces à maturité. Lorsqu'elles sont abondantes, elles dévorent le vieux feuillage et peuvent même gruger l'écorce des tiges.

Dépistage et seuil d'intervention

Les chenilles sont dépistées à l'aide du filet, du débourrement des plants à la floraison. Les infestations de spongieuses se retrouvent plus souvent en bordure des champs. Le seuil d'intervention est fonction du nombre de larves de spongieuses additionnées aux noctuidés, présentes dans le filet. Il est fixé à 4,5 larves par série.

Des pièges à phéromone existent pour la spongieuse mais ils sont rarement utilisés dans les cannebergières.

Méthodes de lutte

Lutte culturale

Au Massachusetts, on procède couramment à l'inondation printanière, tard en mai, afin de tuer les oeufs et les larves. Cette pratique n'est toutefois pas utilisée dans l'Est canadien.

Lutte biologique

Les biopesticides homologués, à base de Btk, sont communément utilisés contre les larves de ces ravageurs.

Les chenilles à houppes sont fortement parasitées naturellement. Les prédateurs, les maladies et les conditions abiotiques influencent également le contrôle des populations.

Voir le chapitre 5 : Les agents de lutte biologique - Bactéries

Lutte chimique raisonnée

Dans les champs de canneberges, les infestations de chenilles à houppes sont généralement limitées. Si le seuil d'intervention est atteint lors du dépistage, l'application d'un insecticide homologué est recommandée. Choisir autant que possible un insecticide à faible toxicité. Le traitement vise les jeunes larves. Les larves plus âgées sont moins sensibles au traitement et sont présentes à la floraison, période où les pollinisateurs sont actifs.

NOCTUELLES ET VERS-GRIS

La majorité des chenilles de noctuelles et de vers-gris se nourrissent de feuillage. La plupart sont d'apparence lourdaude. Elles sont actives le jour et la nuit; à un stade plus avancé, elles deviennent actives seulement la nuit, se cachant le jour sous les plants. La plupart des noctuelles ainsi que les vers-gris possèdent trois à cinq paires de fausses pattes. Les jeunes chenilles de premier et de deuxième stade n'ont que trois paires de fausses pattes et se déplacent comme les arpenieuses.

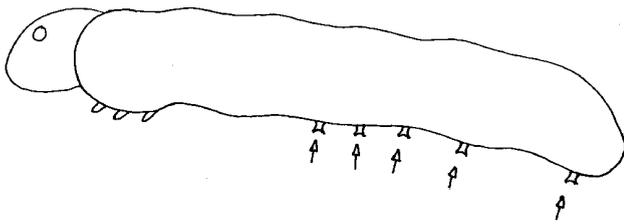


Figure 3.30 Chenille à cinq paires de fausses pattes

À ne pas confondre avec les mouches à scie ou tenthrèdes. Celles-ci ont six à sept paires de fausses pattes. Les larves de mouches à scie s'alimentent surtout de mauvaises herbes et de petits arbres. Dans la canneberge, elles ne causent pas de dommages d'importance économique.



Figure 3.31 : Larve de la mouche à scie des atocas

Fausse légionnaire

False Armyworm

Xylena nupera (Lintner)



Figure 3.32 : Chenille de la fausse légionnaire

NB NS PE QC TN

Du débourrement à la nouaison

- Une génération par année.
- Les jeunes chenilles sont jaunâtres avec des petits points noirs; elles ont trois paires de fausses pattes. Aux stades suivants, les chenilles deviennent vertes et portent trois fines lignes jaunâtres sur le dos et une bande longitudinale blanche sur les côtés. À maturité, les chenilles ont cinq paires de fausses pattes et deviennent noirâtres. Elles mesurent 60 mm (2 ? po) de longueur.

- La fausse légionnaire hiberne à l'état adulte; en avril, les adultes redeviennent actifs et les femelles pondent leurs œufs en masse sur les tiges et les feuilles. Les œufs éclosent et les chenilles sont présentes vers la mi-mai et sont actives jusqu'à la fin juin. Les chenilles matures entrent en dormance pour une période de deux à six semaines et se transforment en pupes à la fin juillet. Les adultes émergent en août.

Ver-gris des fleurs d'atocas

Cranberry Blossomworm

Epiglaea apiata (Grote)



Figure 3.33 : Chenille du ver-gris des fleurs d'atocas légionnaire

NB NS PE QC TN

Du débourrement à la nouaison

- Une génération par année.
- Les chenilles sont brun rougeâtre avec une large bande blanche sur les côtés et 3 fines lignes pâles sur le dos. À maturité, les chenilles mesurent 38 mm (1 ½ po) de longueur.
- Le ver-gris des fleurs d'atocas hiberne au stade œuf. Les chenilles sont présentes vers la mi-mai et sont actives jusqu'en juillet. Les chenilles matures entrent en diapause pour une période de deux à quatre semaines et se transforment en pupes en août. Les adultes émergent en septembre et peuvent être actifs jusqu'en novembre. Les femelles pondent leurs œufs individuellement en octobre.

Orthosie verte

Speckled Green Fruitworm

Orthosia hibisci (Guenée)



Figure 3.34 : Chenille de l'orthosie verte

NB NS PE QC TN

Du débourrement à la nouaison

- Une génération par année.
- Les chenilles passent de vert feuille à vert pomme puis à vert pâle. Elles portent cinq lignes longitudinales blanches distinctes. À maturité, elles mesurent 40 mm (1 ½ po) de longueur.
- L'orthosie verte hiberne au stade de pupa. Les adultes émergent à la fin avril et les femelles pondent leurs œufs en masses irrégulières tôt après leur émergence. Les chenilles sont présentes à partir de la mi-mai et peuvent être présentes jusqu'en août.
- L'orthosie verte est un important ravageur du pommier.

Acronicta impressionnée

Impressed Dagger Moth

Acronicta impressa (Walker)



Figure 3.35 : Chenille de l'acronicta impressionnée

NB NS PE QC TN

Du débourrement à la nouaison

- Deux générations par année.
- Les chenilles ont le corps hérissé de poils raides en touffes. Leur couleur est variable; les chenilles matures sont noires avec une ligne orangée sur les côtés; les poils de la partie avant et arrière sont orangés alors que ceux du milieu sont blancs.

- L'acronicta impressionnée hiberne au stade pupal. Les adultes de la première génération émergent en juin et ceux de la deuxième génération en juillet et en août. Des chenilles sont présentes de la mi-juin jusqu'en septembre.

Fausse-arpenteuse de Putnam

Putman's False Looper

Plusia putnami (Grote)



Figure 3.36 : Chenille de la fausse-arpenteuse de Putnam

NB NS PE QC TN

Du débourrement à la nouaison

- Deux générations par année.
- Les chenilles sont vertes avec une bande longitudinale blanche. Présence de quatre fines lignes blanches sur le dos et de soies noires et éparées sur le corps. Elles ont trois paires de fausses pattes tout au long de leur développement.
- La fausse-arpenteuse hiberne au stade œuf. Les chenilles de la première génération sont présentes en mai. Après la pupaison, les adultes émergent de la mi-juin jusqu'en octobre; ainsi, les deux générations se superposent.

Ver-gris bossu

Rumped-humped Caterpillar

Amphipyra pyramidoides (Guenée)



Figure 3.37 : Chenille du ver-gris bossu

NB NS PE QC TN

Du débourrement à la nouaison

- Une génération par année.
- Les jeunes chenilles sont vert jaunâtre avec 5 lignes longitudinales blanches. À maturité, les chenilles deviennent vert clair avec une ligne longitudinale jaune sur les côtés et une bosse dorsale pyramidale à l'extrémité du corps. Elles mesurent 40 mm (1 ½ po) de longueur.
- Le ver-gris bossu hiberne au stade œuf; les chenilles sont présentes en mai et en juin. Après la pupaison, les adultes émergent en juillet et sont présents jusqu'en septembre. Les femelles pondent leurs oeufs individuellement en septembre.

Dégâts

Au printemps, les jeunes chenilles des noctuidés grimpent à l'extrémité des tiges pour s'alimenter des bourgeons en débourrement. Ces chenilles se nourrissent librement des bourgeons, des nouvelles feuilles et des boutons floraux. Tout comme les arpeuteuses, les noctuelles ne tissent pas de toiles.

Jeunes, les chenilles se nourrissent autant le jour que la nuit. Au milieu de leur développement, les chenilles deviennent surtout actives la nuit et se cachent le jour, au sol sous les plants.

Les vers-gris des fleurs d'atocas sont considérés comme de grands gaspilleurs car ils coupent les fleurs mais ne les consomment pas.

Parfois, certaines noctuidés creusent des trous dans les jeunes fruits, mais les chenilles ne restent pas à l'intérieur du fruit comme le fait la pyrale des atocas. Les chenilles de noctuidés sont généralement très voraces lorsqu'elles approchent la maturité.

Dépistage et seuil d'intervention

Les chenilles sont dépistées avec le filet de la mi-mai à la floraison. Lorsque les chenilles sont jeunes, le dépistage au

filet permet d'obtenir un échantillonnage représentatif. Mais au fur et à mesure que la saison avance, le dépistage au filet de jour sous-évalue les populations car les larves deviennent actives la nuit. De plus, elles s'agrippent fortement aux tiges et sont ainsi difficiles à capturer.

Comme certaines chenilles de noctuidés ne sont actives que la nuit, il devient difficile de détecter leur présence avant l'apparition des dommages. Dans de tels cas, il est fortement conseillé de dépister la nuit, au moins une fois avant la floraison.

Le seuil d'intervention présentement utilisé comme référence pour l'ensemble des noctuidés est de 4,5 larves par série. À noter que les seuils d'intervention ont été établis pour un dépistage de jour.

Méthodes de lutte

Lutte culturale

L'inondation tardive (late water) est un moyen de lutte qui peut être efficace pour prévenir les infestations sévères de fausse légionnaire. Une courte inondation printanière des champs pour une dizaine d'heures vers la mi-mai est aussi un moyen de lutte efficace contre la fausse légionnaire et le ver-gris des fleurs d'atocas.

Lutte biologique

Les biopesticides homologués à base de Btk peuvent être une bonne alternative aux insecticides chimiques. Pour obtenir un maximum d'efficacité, les applications de ces produits à base de Btk doivent être réalisées lorsque les chenilles sont à leurs premiers stades de développement. Il faut donc détecter tôt les infestations.

Voir le chapitre 5 : Les agents de lutte biologique - Bactéries

Plusieurs parasitoïdes peuvent se développer sur les chenilles de noctuidés et les empêcher de compléter leur développement. Si le taux de parasitisme est élevé, il peut y avoir une diminution des populations de noctuidés pour l'année suivante, ce qui entraîne une diminution des dommages immédiats causés par les derniers stades larvaires.

Lutte chimique raisonnée

L'application d'un insecticide chimique devrait se faire seulement si le seuil d'intervention est atteint. Favoriser l'utilisation des insecticides à faibles risques environnementaux.

Chenille zébrée

Zebra Caterpillar

Melanchra picta (Harris)



Figure 3.38 : Chenille zébrée

NB NS PE QC TN De la floraison à la récolte

- Deux générations par année au sud du Québec, une seule génération à Terre-Neuve, nombre inconnu de générations à l'Île-du-Prince-Édouard.
- Les chenilles sont jaunes avec de larges bandes noires zébrées de blanc.
- Cette noctuelle hiberne au stade de pupa. Les adultes de la première génération émergent au printemps. Les oeufs sont pondus en masse sur les feuilles. Les chenilles de la première génération sont présentes en juin et en juillet et celles de la deuxième génération de juillet à septembre.

Dégâts

Ces insectes peuvent causer des dommages localisés. Les chenilles dévorent le feuillage, provoquant une défoliation visible. Les plants prennent alors une coloration brunâtre.

Dépistage et seuil d'intervention

Aucun seuil d'intervention n'est disponible.

Méthodes de lutte

Lutte biologique

La larve de la chenille zébrée peut être parasitée à l'état naturel par une mouche tachinide, *Winthemia quadripustula*.

Lutte chimique raisonnée

Un contrôle chimique n'est généralement pas nécessaire pour ce ravageur. Par contre, s'il y a présence de zones infestées, une intervention locale est conseillée. Favoriser l'utilisation des insecticides à faibles risques environnementaux. Le traitement vise les jeunes larves, plus sensibles aux insecticides.

PYRALIDAE

Anneleur de la canneberge

Cranberry Girdler

Chrysoteuchia topiaria (Zeller)



Figure 3.39 : Adulte de l'anneleur de la canneberge



Figure 3.40 : Larve de l'anneleur de la canneberge

NB NS PE QC TN De la formation des fruits à la récolte

- Une génération par année.
- L'adulte est d'allure blanchâtre en vol. Il possède un appendice, pointé vers l'avant, ressemblant à un long museau. Ses ailes, striées de jaune et d'argent, sont marquées de points noirs. Il mesure de 9 à 13 mm (? à ½ po) de long.
- La larve est blanchâtre, poilue, à tête brune. Elle possède cinq paires de fausses pattes.
- L'anneleur hiberne au stade de chenille mature, à l'intérieur d'un cocon. Au printemps, les pré-pupes complètent leur développement pendant environ trois semaines. Les adultes émergent à la fin juin et sont présents jusqu'en août. En juillet et en août, les oeufs sont pondus au hasard sur le sol, parmi les débris végétaux. Les larves sont présentes une à deux semaines plus tard et se nourrissent jusqu'en septembre.

Dégâts

Les larves demeurent cachées sous la litière faite en matière organique, où elles se nourrissent des tiges, des stolons et parfois même des racines dont elles rongent l'écorce et le bois. Les jeunes larves causent peu de dommages. À maturité, elles sont beaucoup plus voraces, pouvant dévorer des stolons complets. Les larves recherchent les endroits

bien drainés, où un épais tapis de feuilles mortes et autres débris jonchent le sol. Les champs en terre noire ou en tourbe et les vieux champs sablés peu fréquemment constituent un habitat favorable à l'anneleur. Cet insecte peut faire des dégâts plus importants dans les champs où les plants ont subi un stress dû à l'utilisation du Casoron. En effet, ces plants ainsi affaiblis sont plus sensibles aux attaques du ravageur.

Les dégâts, causés par les larves, sont visibles à l'automne ou parfois seulement au printemps suivant. Ils se caractérisent par des zones dont les plants, devenus rougeâtres ou brunâtres, dépérissent. Ces zones peuvent être confondues avec les dommages de mulots. Ces derniers par contre coupent nettement les tiges au lieu de les gruger comme le font les larves de l'anneleur. On peut apercevoir près des tiges endommagées par l'anneleur la présence d'excréments brun orangé retenus par des fils de soie. Les larves grignotent et forment des sillons sur les racines et sur les tiges souterraines se trouvant dans les cinq premiers centimètres du sol. Si les racines sont sévèrement atteintes, les plants peuvent mourir. Même s'ils survivent, le rendement en fruits peut être réduit. Si l'insecte n'est pas contrôlé, les dommages s'aggraveront avec les ans. Lors d'infestations sévères, plusieurs années de croissance sont nécessaires au plant pour produire à nouveau des fruits et permettre aux stolons de recouvrir les surfaces dénudées, même si l'insecte est éliminé. De plus, les mauvaises herbes auront tendance à coloniser ces lieux.



Figure 3.41 : Dommages aux tiges souterraines causés par l'anneleur de la canneberge

Dépistage et seuil d'intervention

Plusieurs méthodes peuvent être utilisées pour dépister l'anneleur de la canneberge.

Pièges à phéromone

Le dépistage débute par la pose de pièges à phéromone à la fin du printemps. Tout au long de la saison, un décompte hebdomadaire des adultes capturés est effectué. Deux à quatre semaines suivant le pic de vol des adultes, on observe la plus grande densité de jeunes larves.

On peut retrouver dans les pièges une espèce très semblable à l'anneleur. Cet imposteur s'en distingue par la présence d'une bande blanche au milieu des ailes.

Inspection des adultes en vol

Dans l'Ouest canadien où l'anneleur est très répandu, une technique de dépistage des adultes en vol est utilisée. Dans l'Est canadien, cette technique peut servir dans les champs où l'on soupçonne une infestation. Cette technique sert à découvrir où se cachent les adultes, afin de déterminer les endroits les plus susceptibles d'accueillir les oeufs. La méthode consiste à marcher dans les champs, en suivant un modèle en zigzag ou en deux cercles : un au milieu et un en bordure. Lorsque dérangés par notre passage, les adultes s'envolent, d'un mouvement vif et saccadé, puis se posent sur les plants quelques mètres plus loin. Il suffit de dénombrer les adultes vus en vol et d'indiquer sur une carte leur emplacement. Ce décompte est fait une à deux semaines après la capture du premier adulte dans un piège à phéromone. Un vent nul ou léger, un ciel ensoleillé ou nuageux et une température d'au moins 16 °C (60 °F) sont les conditions privilégiées pour dépister car elles sont favorables au vol des papillons. Il faut prendre soin de bien identifier les adultes de l'anneleur car d'autres espèces semblables peuvent être présentes dans les champs en même temps.

Inspection des chenilles

Les chenilles sont difficiles à détecter car elles sont petites, distribuées non uniformément et cachées parmi les débris au sol. La présence de plants morts ou desséchés en automne peut indiquer l'emplacement des larves de l'anneleur. Pour les détecter, il faut inspecter les endroits endommagés en soulevant les plants meurtris. Ensuite, il faut suivre les tiges et les racines jusqu'à 5 cm dans le sol et rechercher des parties mangées et des excréments. Enfin, il faut vérifier la présence de larves blanchâtres, d'environ 15 mm de longueur. Les vieux champs, comportant un épais tapis de matière organique favorable aux larves, devront être surveillés plus attentivement.

Seuil d'intervention

Aucun seuil d'intervention n'est disponible, ni pour les adultes, ni pour les larves.

Au Nouveau-Brunswick, un traitement est effectué si le nombre cumulatif d'adultes capturés atteint 100 individus par piège au début d'août. Il faut toutefois vérifier si des traitements appliqués contre d'autres ravageurs entraînent une diminution du nombre d'adultes de l'anneleur dans les pièges.

Méthodes de lutte

Lutte culturale

L'inondation des champs infestés à l'automne peut être un moyen de lutter contre les larves de l'anneleur. Comme les larves peuvent survivre à une inondation pendant une longue période, l'eau doit demeurer dans le champ au moins cinq jours. L'eau doit recouvrir tous les plants pour empêcher les larves d'échapper à la noyade en trouvant refuge sur les plants qui émergent. Le moment d'action est critique car si les larves ont fait leur cocon, elles peuvent survivre à l'inondation. À cause de cette protection, une inondation printanière n'est pas un moyen de contrôle efficace.

Lors de sévères infestations, certains producteurs américains gardent l'eau des glaces hivernales dans leurs champs jusqu'au milieu de l'été. Les populations d'anneleur sont contrôlées dans ces champs, mais avec pour conséquence la perte de la récolte de l'année en cours.

Le sablage habituel qu'effectue le producteur dans ses champs tend à modérer le développement des infestations. Normalement, 1 à 2 cm (? à ¾ po) de sable sont étendus uniformément, sur un cycle de trois à cinq ans. Ainsi, les débris végétaux sont ensevelis. Dans les zones très endommagées, il est recommandé de sabler à 5 cm (2 po) d'épaisseur. Là où les dégâts sont minimes, un sablage de 2 à 3 cm (¾ à 1 1/8 po) est suffisant. Ces conditions sont défavorables à la survie des larves et encouragent les plants blessés à développer de nouvelles pousses.

L'anneleur se nourrit aussi d'autres espèces de plantes qui peuvent se retrouver à proximité des champs de canneberges. Certaines espèces de graminées sont appréciées de cet insecte. Il faut surveiller les digues et les zones gazonnées qui peuvent servir de source d'infestation. D'autres hôtes, tels certains conifères, peuvent attirer l'anneleur. L'élimination de ces plantes aidera à détruire une partie de son habitat.

Lutte biologique

L'anneleur de la canneberge possède plusieurs ennemis naturels : des oiseaux, des virus, des champignons, des hyménoptères (p. ex. : guêpes parasitoïdes), des araignées et certains insectes dans le sol.

Les larves de l'anneleur peuvent être parasitées par des nématodes. L'espèce *Steinernama carpocapsae* est disponible commercialement. Ces microscopiques vers parasites sont appliqués deux à quatre semaines suivant le pic de vol des adultes. Le taux recommandé varie entre 2,5 et 7,5 milliards par hectare (entre 1 et 3 milliards par acre).

Voir le chapitre 5 : Les agents de lutte biologique - Nématodes

Lutte chimique raisonnée

Jusqu'à maintenant, aucun insecticide au Canada n'est homologué pour lutter contre les larves de l'anneleur de la canneberge. Toutefois, les traitements effectués contre d'autres ravageurs peuvent aider à contrôler les adultes de ce ravageur.

Pyrale des atocas

Cranberry Fruitworm

Acrobasis vaccinii Riley



Figure 3.42 : Adulte de la pyrale des atocas

NB NS PE QC TN

De la nouaison à la récolte

- Une génération par année.
- L'œuf est oval, d'une longueur de 0,4 mm (1/64 po). Fraîchement pondu, il est vert. Une ligne orangée apparaît un ou deux jours avant l'éclosion.
- La chenille a cinq paires de fausses pattes. La tête est jaune ou brunâtre. La jeune chenille est brunâtre ou verdâtre. La chenille mature est d'un vert luisant et a le dos teinté de rose. Elle mesure de 12 à 16 mm (½ à ? po) de long.
- L'adulte est un papillon de 9 à 10 mm (? po) de long. Il est grisâtre et bigarré de blanc. Au repos, ses ailes lui donnent l'aspect d'une tente arrondie et allongée.
- La pyrale des atocas passe l'hiver sous forme de larve mature, à l'intérieur d'un cocon. Au printemps, les larves se transforment en pupes. Les adultes émergent environ cinq semaines plus tard. Ils sont présents de la mi-juin au mois d'août. Actifs la nuit, ils demeurent cachés parmi les plants le jour. Les adultes sont très mobiles et visitent des plantes hôtes tel que le bleuet.
- Les femelles amorcent la ponte lorsque les plants sont au stade nouaison et poursuivent jusqu'en août. Elles produisent chacune environ cinquante oeufs qu'elles déposent individuellement sous le lobe du calice des fruits. On observe quelquefois plus d'un oeuf par fruit. Après cinq à dix jours, les larves émergent et se

développent dans le fruit de juillet à septembre. Arrivées à maturité, elles se laissent tomber au sol et forment un cocon fait de soie et de sable.

Dégâts

La pyrale des atocas est considérée comme un ravageur important parce qu'elle s'attaque directement aux fruits. Parfois, la larve nouvellement éclos entre au niveau du calice du fruit, mais habituellement elle rampe vers le dessus du fruit et y perce un trou près du pédoncule. Elle pénètre dans le fruit et referme le trou d'entrée en y tissant un bouchon de soie. La larve mange complètement les graines et la pulpe du fruit, n'y laissant à l'intérieur que ses excréments. Elle se déplace par la suite vers un autre fruit et recommence le même processus. Elle est cependant moins fidèle quant à son choix de position d'entrée et n'y tisse plus aussi bien l'orifice. On peut même y apercevoir des excréments qui en ressortent.

La larve a tendance à rassembler les fruits infestés et les fruits intacts adjacents avec des fils de soie et des excréments. Les fruits infestés rougissent prématurément. Ils ratatinent puis deviennent brun noir, semblables à des raisins secs. Souvent, ils demeurent accrochés au plant jusqu'au printemps suivant. Les fruits infestés sont présents de la fin juillet jusqu'à la mi-septembre. Tout au long de son développement, la larve peut manger jusqu'à huit fruits, selon leur grosseur. Elle complète habituellement son cycle de vie avant la récolte, mais peut être présente pendant cette période.

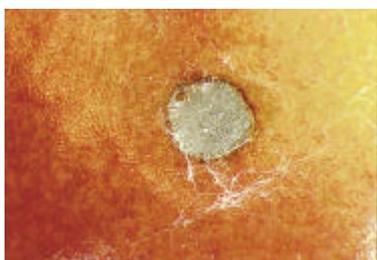


Figure 3.43 : Bouchon de soie tissé par une larve de la pyrale des atocas après son entrée dans un fruit



Figure 3.44 : Larve de la pyrale des atocas dans un fruit infesté



Figure 3.45 : Fruit infesté par une larve de la pyrale des atocas, rougissant prématurément

Des études montrent que les femelles préfèrent pondre leurs oeufs sur les plus gros fruits. Les variétés à floraison hâtive, comme la Ben Lear, sont donc plus susceptibles aux attaques de cette pyrale. On remarque également que les infestations sont plus importantes dans les bordures des champs.

Dépistage et seuil d'intervention

Des pièges à phéromone sont installés afin de déterminer si les adultes sont présents en grand nombre. On peut noter le pic de vol des adultes mais la relation entre le moment des captures et la ponte des oeufs n'est pas encore bien établie.

Le traitement est effectué au pic de ponte des oeufs et il est variable selon la variété de canneberges. Le tableau 3.3 présente à quel moment le traitement doit être effectué. Échantillonner au hasard 10 tiges aériennes par acre dans chaque champ. Les tiges sont secouées doucement afin de faire tomber les pétales prêts à se détacher. Le nombre de fruits, celui de têtes d'épingle, de fleurs et de fleurs non ouvertes est compté. Un décompte doit être effectué au moins à deux reprises, à des dates différentes. Le pourcentage de nouaison se calcule ainsi :

$$\% \text{ de nouaison} = \frac{\text{Nombre total de têtes d'épingle} + \text{fruits}}{\text{Nombre total de têtes d'épingle} + \text{fruits} + \text{fleurs} + \text{fleurs non ouvertes}} \times 100$$

Exemple :

25 juin = 40 % de nouaison et 2 juillet = 61 % de nouaison.

On a 21 % de différence pour 7 jours d'intervalle = la nouaison augmente de 3 % par jour. Le 50 % de nouaison s'est produit le 28 ou le 29 juin.

Le dépistage des oeufs viables permet d'évaluer la nécessité d'un traitement. On recommande habituellement de réaliser un échantillon aléatoire de 50 fruits par acre, avec un minimum de 200 fruits par champ. À l'aide d'une loupe binoculaire, on vérifie la présence d'oeufs viables. Certains peuvent être noirâtres : ils sont parasités ou morts. D'autres peuvent être vides, signifiant que la larve est éclos et se trouve probablement à l'intérieur du fruit. Si aucun oeuf

n'est trouvé, continuer l'inspection à tous les trois à quatre jours, jusqu'à la mi-août.



Figure 3.46 : Oeuf de la pyrale des atocas sous le lobe du calice d'un fruit

Tableau 3.3 : Échantillonnage des fruits pour le dépistage de la pyrale des atocas

Nombre d'hectares (acres) par champs	Nombre de fruits échantillonnés	Nombre d'oeufs viables déterminant le seuil d'intervention
0 à 2 ha (0 à 5 acres)	200 à 250	1
2 à 3 ha (5 à 7 acres)	251 à 350	2
3 à 3,5 ha (7 à 9 acres)	351 à 450	3
Pour chaque 2 acres additionnels	ajouter 100 fruits	additionner 1 oeuf

Méthodes de lutte

Lutte culturale

L'inondation tardive (« late water ») est un moyen de lutte efficace mais rarement utilisé dans l'Est canadien. De récentes recherches au Massachusetts ont démontré qu'une inondation post-récolte d'une durée de trois semaines permet de diminuer les populations de la pyrale des atocas.

Lutte biologique

Plusieurs ennemis naturels s'attaquent à la pyrale des atocas. Le parasitoïde *Trichogramma deion* parasite les oeufs du ravageur. Ce trichogramme est disponible commercialement. Les parasitoïdes sont introduits dans les champs soit par application aérienne soit par application à la volée.

Lutte chimique raisonnée

La pyrale des atocas est le seul ravageur de l'Est canadien qui demande l'application régulière de mesures de lutte. Un contrôle doit être fait dans les champs où le dépistage des

oeufs le suggère. Le traitement vise à atteindre les oeufs ou les larves nouvellement écloses. Les larves à l'intérieur des fruits sont moins affectées par une application d'insecticides. Le traitement est effectué au pic de ponte des oeufs, et il est variable selon la variété de canneberges. Le tableau 3.4 présente à que moment le traitement doit être effectué. Si des oeufs viables sont observés par la suite, un deuxième traitement est nécessaire le plus tôt possible.

Tableau 3.4 : Période de traitement des oeufs de la pyrale des atocas selon les variétés

Variété	Nombre de jours suivant la date du 50 % de nouaison
Stevens	3 à 5
Ben Lear	5 à 7
Howes	7 à 9
Early Black	7 à 9

Au Nouveau-Brunswick, un deuxième traitement de prévention est appliqué environ 10 jours plus tard. Un décompte des oeufs viables est effectué par la suite pour déterminer si un troisième traitement est nécessaire.

Utiliser un insecticide homologué. Choisir autant que possible un insecticide à faible toxicité. On peut s'abstenir de traiter les jeunes champs où les infestations sont légères car ils ne sont pas productifs.

TORTRICIDAE

Tordeuse des canneberges

Blackheaded Fireworm

Rhopobota naevana (Hübner)



Figure 3.47 : Adulte de la tordeuse des canneberges



Figure 3.48 : Larve de la tordeuse des canneberges sur une tige

NB NS PE QC TN

Du débourrement à la formation des fruits

- Deux générations par année.
- La chenille possède cinq paires de fausses pattes. Son corps est jaune verdâtre. Sa tête, son thorax et ses pattes sont noires. À maturité, elle mesure 10 mm (? po) de longueur. Lorsque dérangée, la chenille se tortille vivement.
- L'adulte est un papillon gris ou brun olive, de teinte cuivrée, avec des bandes plus ou moins foncées qui alternent. Au repos, ses ailes lui donnent une forme de tente. L'envergure de ses ailes est de 9 à 11 mm (? po).
- Les oeufs sont jaune pâle ou blanchâtres et deviennent rouges pendant l'hibernation. Ils sont ovales et plus ou moins transparents. Ils mesurent environ 0,7 mm (1/32 po) de longueur.
- Cet insecte hiberne au stade oeuf, sous une feuille. L'éclosion des oeufs survient en mai. Les larves de la première génération sont présentes jusqu'en juin. Les larves matures passent leur stade pupal dans le sol ou parfois dans un cocon de soie sur un plant. Les adultes de cette génération émergent en juin. Les femelles pondent leurs oeufs individuellement sous les feuilles

des nouvelles pousses. Les chenilles de la deuxième génération s'observent en juillet. En août, les adultes émergent et sont actifs jusqu'à la mi-septembre. Les oeufs pondus à cette période entrent en diapause à l'automne.

- Les adultes sont peu mobiles. Ils sont actifs le jour, sauf lors des journées chaudes et nuageuses. Leur pic d'activité se situe au crépuscule.

Dégâts

Au printemps, les larves nouvellement écloses se nourrissent des feuilles d'où elles viennent d'émerger. Elles creusent des sillons sous le vieux feuillage. Elles se tissent ensuite une toile de soie en assemblant plusieurs feuilles à l'extrémité d'une tige. Elles y mangent les bourgeons terminaux et les feuilles, ne laissant que les nervures. Au fur et à mesure qu'elles mangent, elles ajoutent des tiges à leur toile. Lors d'une infestation sévère, le feuillage devient brunâtre et semble avoir été brûlé par un feu.

En été, les chenilles de la deuxième génération dévorent les nouvelles pousses, les fleurs et les fruits. Elles rassemblent dans un filet de soie plusieurs fruits qu'elles peuvent percer, gruger ou y creuser de sillons. Éventuellement, les feuilles mangées tombent, laissant la tige dénudée et donnant au plant cette apparence roussie. Les fruits mangés affectent la production en cours alors que les bourgeons endommagés ont un effet sur la production de l'année suivante.

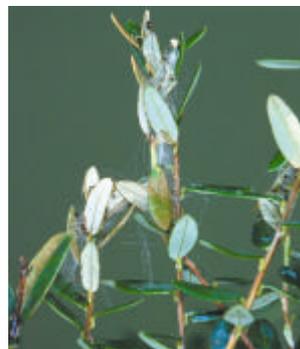


Figure 3.49 : Tiges tissées ensemble par la larve de la tordeuse des canneberges

Dépistage et seuil d'intervention

Le dépistage au filet est recommandé en début de saison afin de détecter la présence des larves. Elles sont toutefois difficiles à attraper car elles sont protégées par leur abri de soie. Le seuil d'intervention est de une à deux larves par série. Si des larves sont capturées, une inspection visuelle est conseillée afin de trouver des toiles tissées. Les endroits infestés sont ensuite cartographiés.

Le premier signe d'infestation est la présence de feuilles tissées ensemble à leur extrémité. Des plants d'allure brûlée

indiquent également la présence de larves de la tordeuse des canneberges.

Les pièges à phéromone sont utilisés afin d'identifier la période d'activité des adultes. Le pic de vol des adultes de la première génération se situe à la fin juin, début juillet. Les pièges sont gardés jusqu'en septembre pour faire le suivi des adultes de la deuxième génération. Une bonne identification du papillon est essentielle car la phéromone peut attirer d'autres espèces. Il est essentiel de faire un suivi des champs par des observations visuelles si on soupçonne une infestation.

Les bordures de champs sont des emplacements de choix pour les larves. Elles semblent également attirées par la végétation abondante et luxuriante.

Méthodes de lutte

Lutte culturale

Une courte inondation printanière permet de diminuer les populations de ce ravageur. Au Massachusetts, on recommande une inondation de 48 heures lorsque les plants sont en début d'élongation et que commence l'éclosion des oeufs de la tordeuse des canneberges. Il est nécessaire de faire un suivi du taux d'oxygène dans l'eau afin de ne pas asphyxier les plants.

Lutte biologique

Différents ennemis naturels attaquent les oeufs et les larves de la tordeuse des canneberges : virus, champignons, insectes, araignées et parasites. Toutefois, les larves sont protégées dans leur tente de soie et peuvent ainsi échapper à leurs ennemis.

Dans l'Ouest canadien où la tordeuse des canneberges est problématique, deux parasites indigènes attaquent les oeufs de ce ravageur : *Trichogramma minutum* et *Trichogramma sibiricum*. Ce dernier est disponible commercialement et il est utilisé pour contrôler efficacement la tordeuse des canneberges

L'application doit se faire à la fin de la saison afin que les parasites s'attaquent aux oeufs qui hibernent. Il est tout de même conseillé de vérifier l'efficacité de chaque traitement en dépistant à l'aide du filet ou par une inspection visuelle des plants.

Voir le chapitre 5 : Les agents de lutte biologique

La confusion sexuelle est un moyen de lutte prometteur qui permet de réduire les populations de ce ravageur. La phéromone de confusion sexuelle conçue par la compagnie 3M, spécifique à la tordeuse des canneberges, est

homologuée au Canada. Elle doit être appliquée lors de la capture des premiers adultes dans les pièges à phéromone. Deux ou trois applications, à des intervalles de deux et demi à trois semaines sont efficaces pour réduire le succès d'accouplement des adultes de la première génération. Dès le début des captures des adultes de la deuxième génération, d'autres applications doivent être effectuées, aux mêmes intervalles, et ce jusqu'à la fin de cette période de vol.

Lutte chimique raisonnée

Si le seuil d'intervention est atteint, un traitement peut être requis. Ce dernier vise les larves nouvellement écloses de la première génération. La synchronisation du traitement est critique car l'éclosion doit être complétée. De plus, l'insecticide n'agira pas efficacement sur les larves qui sont dans leur abri de soie.

Il est plus délicat de traiter les larves de la deuxième génération car elles sont présentes pendant la période de floraison. Généralement, l'application est recommandée dix jours après le pic de captures des adultes dans les pièges à phéromone. Il faut traiter la deuxième génération au niveau des premiers stades larvaires qui sont plus sensibles aux insecticides. Le traitement agira de façon moins efficace sur les larves se trouvant à l'intérieur des fruits.

Dans l'Est canadien, les applications faites pour la pyrale des atocas peuvent aussi contrôler, certaines années, les larves de la deuxième génération de la tordeuse des canneberges. Aux États-Unis, cet insecte a développé une résistance à plusieurs insecticides.

Tordeuse soufrée

Sparganothis Fruitworm

Sparganothis sulfureana (Clemens)



Figure 3.50 : Adulte de la tordeuse soufrée



Figure 3.51 : Larve de la tordeuse soufrée

NB NS PE QC TN

Du débourrement à la maturation des fruits

- Deux générations par année.
- La chenille possède cinq paires de fausses pattes. La chenille de premier stade est jaune à tête noire, semblable à la tordeuse des canneberges. Aux stades suivants, la chenille est verte ou grise, à tête jaune ou rousse et a le dos tacheté de points blancs. À maturité, elle mesure de 13 à 17 mm (½ à ? po). Elle se tortille vivement si elle est dérangée.
- L'adulte est un papillon jaune vif, avec deux bandes rousses en forme de X sur ses ailes au repos. Il mesure de 7 à 8 mm (¼ po) de long.
- La tordeuse soufrée hiberne au premier stade larvaire. Au débourrement des plants au printemps, les larves se réaniment et poursuivent leur développement jusqu'en juin. Les larves matures passent au stade pupal, dans une feuille de canneberge ou de mauvaise herbe. Les adultes émergent entre la fin juin et la mi-juillet puis s'accouplent. Les femelles pondent chacune une masse de vingt à cinquante oeufs, de couleur jaune verdâtre, sur une feuille, un fruit ou une mauvaise herbe. L'éclosion survient en juillet ou au début août. Arrivées à maturité, les larves passent au stade pupal, à l'intérieur d'un fruit ou sur une feuille. Les adultes émergent à la fin août et sont actifs jusqu'à la fin septembre. Les oeufs pondus quelques jours suivant l'émergence des adultes sont

déposés sur un fruit ou une feuille. Ils éclosent de neuf à dix jours plus tard, en septembre. Les larves de premier stade entrent en diapause, cachées parmi les débris au sol.

Dégâts

Au printemps la jeune larve se nourrit des nouvelles feuilles et des bourgeons floraux. À l'aide de fils de soie, elle rassemble plusieurs feuilles d'une tige où elle s'y cache et s'y nourrit. À mesure que les feuilles sont mangées, la larve réunit dans sa toile d'autres tiges adjacentes.

La larve de la deuxième génération se nourrit de feuilles et de fruits, si ceux-ci sont au moins à la moitié de leur développement. La larve de premier stade entre dans le fruit et l'évide complètement, laissant ses excréments à l'intérieur. Ce comportement est semblable à celui de la pyrale des atocas, sauf que la tordeuse soufrée ne tisse pas de toile à l'entrée du fruit. Lorsque la larve est plus grosse, elle tisse plusieurs fruits ensemble et gruge leur surface. On ne retrouve pas d'excréments dans ces fruits meurtris. C'est un second moyen de différencier la tordeuse soufrée de la pyrale des atocas, puisque cette dernière y laisse ses excréments.

Les torts les plus importants sont causés par les larves de la deuxième génération qui se nourrissent des fruits en développement. Chaque larve attaque de trois à cinq fruits.

Les dégâts s'observent dans des zones localisées, surtout en bordure des champs. Les infestations les plus importantes se retrouvent généralement dans les champs à rendement élevé et dans les champs possédant peu de mauvaises herbes.



Figure 3.52 : Dommages aux fruits causés par une larve de la tordeuse soufrée

Des observations au Massachusetts démontrent que la variété Ben Lear semble être plus susceptible aux attaques de la tordeuse soufrée, probablement à cause de la grosseur des fruits et parce qu'elle est hâtive.

Dépistage et seuil d'intervention

Le dépistage au filet indique la présence de larves. On vise à capturer les larves de la première génération, dès le débourement des plants. Par la même occasion, on cherche la présence de toiles tissées au bout des tiges. On peut trouver les larves en tirant délicatement sur la toile retenant les feuilles. Il peut être difficile d'attraper les larves au filet car cette toile les protège. Le seuil d'intervention est de cinq larves et plus par série.

Dès le début de juin, l'installation de pièges à phéromone est conseillée afin de capturer les mâles adultes de la tordeuse soufrée. Un suivi hebdomadaire pendant la saison détermine à quel moment les adultes sont présents et en quel nombre. La synchronisation des interventions est fondée sur la période du pic de vol des adultes.

En août, il est possible de détecter des infestations par la présence de fruits précocement rouges. Ils possèdent un petit trou d'entrée et un trou béant à la base. Ils sont quelquefois ratatinés. Ces fruits peuvent être tissés avec des fruits verts et avec la végétation environnante.

Méthodes de lutte

Lutte culturale

Le sablage et l'inondation n'ont pas d'effet sur la survie des larves.

Lutte biologique

Il existe une grande variété de parasitoïdes, de pathogènes et de prédateurs naturels capables de contrôler la tordeuse soufrée. Parmi les parasites, on retrouve entre autres des trichogrammatidés (p. ex. : *Trichogramma minutum* et *Trichogramma deion*), des tachinidés, des braconidés et des ichneumonidés. Ces organismes sont efficaces mais toutefois fragiles à l'application d'insecticides.

La confusion sexuelle a été testée avec grand succès pour contrôler la tordeuse soufrée, mais cette méthode n'est homologuée qu'aux États-Unis. Cependant, puisque la tordeuse soufrée n'est pas un ravageur primaire dans l'Est canadien, son contrôle à l'aide de la confusion sexuelle n'est pas une priorité.

Lutte chimique raisonnée

Dans l'Est canadien, aucun traitement insecticide n'est appliqué spécifiquement pour le contrôle de ce ravageur. Certaines années, les traitements effectués pour contrôler la pyrale des atocas coïncident avec la période idéale pour contrôler la tordeuse soufrée. Les insecticides généralement employés contre la pyrale des atocas sont aussi efficaces contre la tordeuse soufrée.

Un traitement est plus efficace lorsqu'il atteint les jeunes larves. Il doit donc être fait deux semaines après le pic de vol des adultes capturés dans les pièges à phéromone. Néanmoins, les larves sont difficiles à tuer car elles sont protégées à l'intérieur des feuilles tissées ou des fruits.

Aux États-Unis, les infestations de tordeuses soufrées peuvent être beaucoup plus sévères. Des insecticides à large spectre d'action ont été appliqués pendant de nombreuses années, contribuant au développement d'une résistance à certains insecticides. De plus, des applications fréquentes ont conduit à la diminution des populations de parasites et de prédateurs naturels dans les champs.

Tableau 3.5 : Moeurs et dégâts des ravageurs dans la culture de canneberges

Ravageur	Nombre de génération	Stade d'hivernation	Stade produisant les dommages	Nourriture	Dégâts
Altise à tête rouge	1	Oeuf	Adulte	Dessous des feuilles, trous dans les fruits	En août, zones légèrement brunâtres
Anneleur de la canneberge	1	Chenille mature dans un cocon	Larve	Tiges, racines, stolons	Zones rougeâtres ou brunâtres Sillons sur racines ou tiges souterraines Présence d'excréments brun orangé
Petite arpeuteuse	1	Oeuf	Chenille	Bourgeons en débourrement, nouvelles feuilles, boutons floraux	Zones d'apparence plus foncée où fleurs moins abondantes
Grosse arpeuteuse	1	Pupe au sol	Chenille	Feuilles, tiges, nouvelles pousses et boutons floraux	Zones localisées plus foncées
Autres arpeuteuses	1 (2 chez l'arp. bossue)	Oeuf (pupe chez l'arp. bossue)	Chenille	Nouvelles pousses, bourgeons en débourrement chez l'arpeuteuse noire	Tiges sans fruits chez l'arpeuteuse noire
Cécidomyie des atocas	2 ou 3	Pupe au sol	Asticot	1 ^e gén. : nouvelles feuilles 2 ^e gén. : feuilles et bourgeons	Feuilles forment une coupe, se décolorent puis tombent
Charançon des atocas	1	Adultes dans le sol ou sous des débris	Adulte et larve	Feuilles, bourgeons, boutons floraux et fruits	Brunissement des bourgeons troués, Fleurs qui tombent, bouton foral passant du rose à l'orangé Trous dans les fruits à la fin de l'été
Charançon de la racine du fraisier	1	Larve ou adulte dans le sol	Larve	Racines	Dépérissement et brunissement des plants
Charançon noir de la viane	1	Larve dans le sol	Adulte et larve	Feuilles, racines, tiges	Dépérissement, fléchissement, brunissement et parfois mort des plants
Chenille à houppes	1	Oeuf	Chenille	Feuilles, bourgeons, boutons floraux	Zones sombres localisées
Noctuidé	1 ou 2 selon l'espèce	Oeuf, pupes ou adultes selon l'espèce	Chenille	Bourgeons en débourrement, nouvelles pousses, feuilles, boutons floraux	Bourgeons, feuilles et boutons floraux mangés
Pyrale des atocas	1	Chenille mature dans un cocon au sol	Larve	Fruits	Fruits percés d'un trou refermé par de la soie avec présence d'excréments Fruits rougis prématurément, ratatinés, semblables à un raisin sec Infestations surtout en bordure des champs
Tordeuse des canneberges	2	Oeuf	Larve	1 ^e gén: vieux feuillage, bourgeons terminaux, nouvelles feuilles 2 ^e gén. : nouvelles pousses, fleurs et fruits	Présence de sillons sous vieux feuillage Reste seulement nervures des feuilles = plants brunâtres, d'apparence brûlée Extrémité des feuilles tissées ensemble Fruits percés, grugés ou creusés de sillons, rassemblés avec fils de soie
Tordeuse soufrée	2	Larve	Larve	1 ^e gén. : nouvelles feuilles et bourgeons floraux 2 ^e gén. : feuilles et fruits	Présence de feuilles rassemblées avec fils de soie Fruits percés d'un trou non bouché de soie Fruits grugés à la surface, sans excréments à l'intérieur Zones localisées, surtout en bordure des champs

Tableau 3. 6 : Méthodes de dépistage et moyens de lutte contre les ravageurs de la canneberge

Ravageur	Méthode de dépistage	Seuil d'intervention	Lutte culturale	Lutte biologique	Lutte chimique
Altise à tête rouge	Inspection et filet si présence de dommages	Filet : 15 adultes/série (seuil provisoire)			Si seuil atteint ou selon l'ampleur des dommages
Anneleur de la canneberge	Pièges à phéromone Inspection des adultes en vol Inspection des chenilles où dégâts	Aucun seuil déterminé	Sablage Inondation automnale (~ 5 jrs) Elimination des hôtes	Prédateurs, parasites, virus et champignons naturels Nématodes entomophages	Aucun insecticide homologué
Arpenteuse (petite)	Filet	Filet : 18 larves/série	Sablage Courte inondation printanière	Btk*	Si seuil atteint
Arpenteuse (grosse)	Filet Cartographie des zones infestées	Les inclure dans le décompte des noctuelles		Parasites naturels Btk*	Intervention locale
Arpenteuses (autres)	Filet	Aucun seuil déterminé	Fossés propres, remplis d'eau contre l'arpenteuse caténaire	Prédateurs, parasites, virus et maladies naturels Btk*	Application généralement non requise (peut être nécessaire pour l'arpenteuse noire)
Cécidomyie des atocas	Inspection des oeufs, larves et pupes sur 100 tiges/champ	Aucun seuil déterminé	Sablage Fertilisation adéquate	Prédateurs naturels	Application pendant pic d'éclosion des oeufs de la 1 ^e génération
Charançon des atocas	Filet Inspection des oeufs et larves			Prédateurs et parasites naturels Nématodes entomophages	Si seuil atteint
Charançon de la racine du fraisier	Dépistage de nuit au filet	Aucun seuil déterminé	Inondation automnale et hivernale	Nématodes entomophages (<i>Heterorhabditis bacteriophora</i>)	Application d'un insecticide en soirée (rarement nécessaire)
Charançon noir de la vigne	Dépistage de nuit au filet	Aucun seuil déterminé	Inondation automnale et hivernale	Nématodes entomophages (<i>Heterorhabditis bacteriophora</i>)	Aucun insecticide homologué
Noctuelle et chenille à houppes	Filet : le jour et 1 vérification la nuit avant la floraison	Filet : 4,5 larves/série	Courte inondation printanière pour certaines espèces	Parasites, prédateurs et maladies naturels Btk*	Si seuil atteint
Pyrale des atocas	Pièges à phéromone Décompte du % de la nouaison Décompte des oeufs viables	1 oeuf viable/200 fruits examinés (1 oeuf viable/100 fruits additionnels)	Inondations (voir texte)	Parasitoïdes (p. ex. : <i>Trichogramma deion</i>)	1 ^e application x jours (selon la variété) après 50 % nouaison 2 ^e application si présence d'oeufs viables observés par la suite
Tordeuse des canneberges	Pièges à phéromone Filet Inspection de tiges tissées Cartographie des zones infestées	Filet : 1 à 2 larves/série	Inondation printanière (48 h)	Prédateurs, parasites, virus et champignons naturels (p. ex. : <i>Trichogramma sibiricum</i>) Confusion sexuelle*	1 ^e gén. : application visant les larves nouvellement écloses si seuil atteint 2 ^e gén. : application 10 jours après pic de vol
Tordeuse soufrée	Pièges à phéromone Filet Inspection de toiles tissées	Filet : > 5 larves/série		Parasitoïdes (p. ex. : <i>Trichogramma minutum</i>) et champignons naturels	Application 2 semaines après pic de vol

* Disponible dans les commerces

CHAPITRE 4 : LA POLLINISATION

La pollinisation se définit comme étant le transfert du pollen des étamines jusqu'aux stigmates d'une fleur. Elle peut être effectuée grâce à l'action de plusieurs facteurs tels que le vent, la gravité ou le brassage mécanique. Cependant, la pollinisation la plus efficace est réalisée par les insectes pollinisateurs. Le rendement dans la production de canneberges dépend en grande partie de l'efficacité des pollinisateurs lors de la floraison. En effet, la quantité de fruits obtenus est proportionnelle à la quantité de fleurs pollinisées, donc proportionnelle au degré de pollinisation.

La floraison

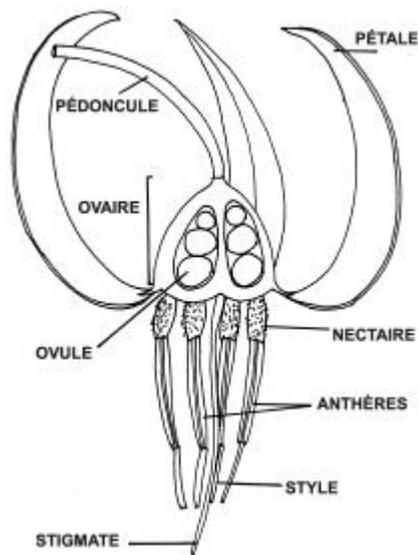


Figure 4.1 : Morphologie de la fleur de canneberge

La floraison de la canneberge se produit généralement de la mi-juin à la mi-juillet. La fleur est hermaphrodite, c'est-à-dire que chaque fleur porte les sexes mâle et femelle. Les pétales, retournés vers l'arrière, exposent les parties reproductrices de la fleur. Celles-ci sont composées d'un pistil central entouré de huit étamines. Chaque étamine est composée de deux anthères qui renferment le pollen et d'un tube qui se termine en pore. Le pollen est produit en groupe de quatre cellules appelées tétrades. Les nectaires, organes qui sécrètent le nectar, sont situés à la base des étamines. Le pistil, appareil femelle de la fleur, comprend l'ovaire, le style et le stigmate.

Description de la pollinisation

La production d'un fruit implique plusieurs étapes dont la pollinisation, la germination du grain de pollen, la fécondation des ovules et la maturation des graines et du fruit.

Le pollen d'une fleur est mature peu après l'ouverture des pétales. Lors de l'ouverture de la fleur, le style est caché par les étamines. Après quelques jours, le style s'allonge, dépasse les étamines et expose le stigmate. Ce dernier

devient humide et collant pour favoriser l'adhérence et la germination des grains de pollen. Le stigmate est réceptif pendant une période d'au moins sept jours.

Lorsque les insectes pollinisateurs se déplacent d'une fleur à l'autre pour récolter du nectar ou du pollen, le pollen adhère aux poils qu'ils ont sur le corps et sur les pattes. Se promenant de fleur en fleur, le pollen qu'ils transportent adhère au stigmate réceptif. Par la suite, les grains de pollen germent et quatre tubes polliniques se développent dans le style pour transporter le matériel génétique jusqu'aux ovules. Les ovules, ainsi fécondés, produisent des hormones de croissance, provoquant la multiplication cellulaire et la mise en réserve des nutriments. Ces ovules grossissent et deviennent des graines. Les graines sont d'abord vertes, puis se gonflent et brunissent au cours de la maturation du fruit. Les fruits alors rougissent et mûrissent. Les graines qui restent petites et jaunâtres sont des ovules non fécondés. Il existe une étroite corrélation entre le nombre d'ovules fécondés et la grosseur du fruit. Plus il y a de pollen déposé sur le stigmate, plus le nombre d'ovules fécondés pour une même fleur est élevé et plus le fruit est gros.

Autopollinisation versus pollinisation croisée

Il existe trois types de pollinisation :

Autopollinisation

Processus par lequel le pollen d'une fleur féconde les ovules de la même fleur ou processus par lequel le pollen d'une fleur féconde les ovules des fleurs de la même variété (autofécondation).

Pollinisation croisée

Pollinisation où les ovules d'une fleur ne sont fécondés que par du pollen provenant d'autres fleurs génétiquement différentes, ou de variétés différentes mais de la même espèce (fécondation croisée).

Pollinisation mixte

Se dit lorsque les deux types de pollinisation ont lieu.

La pollinisation la plus efficace dans la culture de canneberges est la pollinisation croisée. Les insectes sont essentiels au processus de pollinisation car ils assurent le transfert du pollen parmi les fleurs. En effet, l'autopollinisation et la pollinisation par le vent ne sont pas suffisants pour effectuer un transfert de pollen adéquat. S'il n'y a pas d'insectes pour la pollinisation, le pollen a tendance à tomber au sol à cause de sa pesanteur, se déplaçant très peu latéralement. Les insectes pollinisateurs sont donc nécessaires à la production de fruits.

La fleur de la canneberge est adaptée à une pollinisation spécialisée appelée la pollinisation par vibration. La vibration produite par les muscles des ailes de certains insectes, tels les bourdons, entraîne la libération du pollen de la fleur de canneberge. D'autres pollinisateurs comme les abeilles utilisent plutôt leurs pattes en frappant les étamines pour faire tomber le pollen. Plusieurs insectes visitent les fleurs de canneberge mais ce sont les représentants de l'ordre des hyménoptères qui se révèlent être les plus importants pollinisateurs. Parmi ceux observés dans la culture des canneberges, les bourdons, les abeilles et les mégachiles sont les plus efficaces.

LES INSECTES POLLINISATEURS

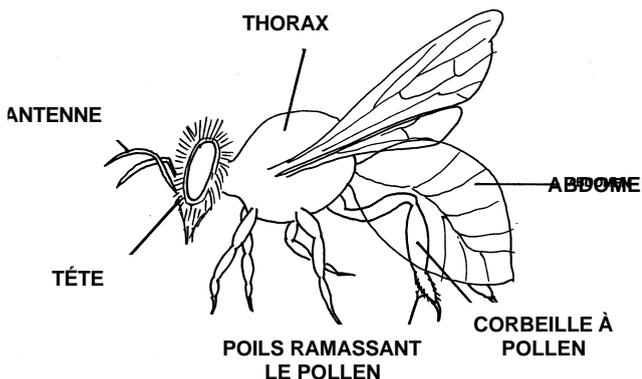


Figure 4.2 : Morphologie de l'abeille

Abeilles domestiques

Hymenoptera : Apidae



Figure 4.3 : Abeille domestique

La principale espèce est l'abeille mellifère (*Apis mellifera* Linné). Elle est de couleur brun doré avec des anneaux jaunes sur l'abdomen. Domesticquée, elle vit dans des ruches artificielles. L'ouvrière est dotée de glandes cirières, servant à fabriquer les alvéoles. Elle possède des corbeilles à pollen, organes de récolte du pollen situés sur les pattes postérieures. La reine, contrairement aux ouvrières, ne possède pas de corbeille à pollen ni de glande cirière.

Biologie

La reine naît « reine en puissance » et son activité est entièrement limitée à la ponte : elle ne participe à aucune tâche domestique (construction du nid, élevage des couvains, récolte des provisions, garde de la colonie, etc.). Les abeilles ont un système de caste dans lequel les jeunes abeilles, élevées avec des abeilles âgées et expérimentées, effectuent la majorité des tâches subalternes (ex. : l'élevage des générations futures). Les abeilles plus âgées s'occupent en grande partie du butinage. Les reines pondent des œufs fertilisés et non-fertilisés. Les œufs non-fertilisés produiront des mâles, appelés faux-bourdons.

Dès leur sortie de l'alvéole, les ouvrières sont prêtes à mener une vie active. Âgées de un à quatre jours, leur première tâche est de nettoyer les alvéoles. Dans les jours suivants, elles commencent à absorber du pollen et du miel pour nourrir les larves. À l'âge d'environ quinze jours, leurs activités principales sont la sécrétion de la cire, le tassage du pollen, le transport et la maturation du nectar, la propolisation, le nettoyage et le gardiennage. C'est également à cet âge que les ouvrières effectuent de courtes excursions à l'extérieur de la ruche afin de s'orienter. Par la suite, un certain nombre d'ouvrières deviennent gardiennes à l'entrée de la ruche. Elles sont en charge de la défense de la colonie afin d'éviter le pillage par des intrus. D'autres butineront à la recherche de nectar ou de pollen. Les butineuses qui récoltent du pollen sont reconnaissables aux corbeilles de pollen qu'elles portent à leurs pattes

postérieures. Une proportion de 7 % à 10 % des ouvrières préposées au champ occuperont des postes d'éclaireuses.

Les larves des ouvrières sont alimentées d'une sécrétion glandulaire (appelée gelée royale) pendant deux à trois jours. Elles se nourrissent par la suite d'un mélange de gelée royale, de pollen et de miel (appelé pain d'abeille). Une nouvelle reine est produite quand une jeune larve femelle est nourrie exclusivement de gelée royale. La nouvelle reine, une seule par colonie, émerge à la fin du printemps ou au début de l'été.

La reine ne sort de la ruche que lors d'événements précis, soit pour des vols nuptiaux, soit pour essaimer. La fécondation de la reine a lieu lors du vol nuptial, généralement de cinq à dix jours après son émergence. Quelques jours plus tard, elle commence à pondre ses oeufs; elle demeurera dans la ruche le restant de sa vie, à moins qu'elle ne sorte avec un essaim. Lors d'un essaimage, la vieille reine quitte le nid ou la ruche avec un grand nombre d'ouvrières. Une telle migration massive est déclenchée par des conditions inacceptables à l'intérieur de la ruche. La plupart des colonies nichent dans des ruches; par contre, certains essaims échappés peuvent s'établir dans des creux d'arbres ou d'autres cavités.

Le rôle des faux-bourçons se limite à la fécondation de la reine et au réchauffement de l'essaim. Les mâles qui n'ont pas réussi à s'accoupler errent de fleur en fleur jusqu'à ce que le premier gel automnal les élimine. À la fin de la saison, tout faux-bourdon restant à la ruche est chassé par les ouvrières.

La reine peut vivre de quatre à cinq ans, le faux-bourdon environ soixante-quinze jours et l'ouvrière trente-six jours pendant la saison active, puis six mois pendant l'hivernage. Ce sont les ouvrières de la dernière génération qui n'ont pas nourri de jeunes larves qui peuvent vivre aussi longtemps.

Une colonie peut parfois être constituée de plus de 80 000 individus. Toutefois, une colonie de 30 000 à 40 000 individus est plus fréquente. Pendant l'hiver, la colonie demeure dans sa ruche. Les apiculteurs peuvent garder les adultes dans des chambres à température contrôlée.

Comportement

Les abeilles domestiques peuvent récolter le nectar de deux façons : soit par la voie normale, en puisant le nectar à la base des étamines comme le font les bourçons, soit par la voie détournée, en puisant le nectar sur le côté de la fleur, sans toucher le stigmate. Selon une étude menée au Massachusetts, seulement 40 % des butineuses puisent le nectar en touchant le stigmate. Les autres dérobent le nectar sans toucher au stigmate, donc sans transfert de pollen. Les abeilles domestiques peuvent récolter le pollen en

tambourinant sur les anthères avec leurs pattes antérieures, mais moins de 5 % des individus butinent pour le pollen. Dû à l'important besoin de nectar dans les ruches d'abeilles domestiques, la plupart des abeilles butinent à la recherche de nectar. Ceci est particulièrement vrai dans la culture de la canneberge où généralement peu d'abeilles sont observées butinant pour le pollen. Il semble que les conditions climatiques, la disponibilité d'une autre source de pollen ou de nectar, la génétique et les réserves de pollen de la ruche influencent la collecte de pollen par les abeilles.

Grâce à un système de communication, les abeilles sont capables d'informer les ouvrières des emplacements précis des sources de nourriture. Elles orientent leurs congénères en effectuant des danses dont la configuration dépend de la position du soleil. Les abeilles préfèrent d'autres sources de nourriture à celle de la canneberge. Leur préférence dépend de la qualité des odeurs du pollen, de la concentration en sucre du nectar, ainsi que de son abondance. Les fleurs de canneberges produisent un nectar riche (de 45 à 50 % de sucre), mais en très faible quantité.

Les abeilles sont des pollinisateurs imprévisibles. Généralement, peu d'abeilles butinent le pollen. Il y a donc un faible transfert de pollen au stigmate. De plus, les sources de pollen peuvent être mixtes (c'est-à-dire le mélange de pollen de plusieurs espèces de plantes) et le comportement des abeilles varie d'un site à l'autre. Ces observations suggèrent que les abeilles ne sont pas les meilleures candidates pour la pollinisation de la canneberge. Cependant, lorsqu'elles sont en grand nombre, les abeilles peuvent polliniser la culture de façon satisfaisante.

Caractéristiques d'une bonne ruche

Il est conseillé de ne louer que des ruches de qualité, qui renferment au moins cinq cadres d'abeilles et de couvains. Ces ruches doivent contenir au moins 30 000 abeilles. Il a été démontré que les colonies plus petites ont une efficacité moins grande dans les champs comparativement aux colonies plus importantes. De plus, les abeilles des colonies vigoureuses peuvent butiner à des températures plus basses. Les nouvelles colonies établies ne sont pas aussi efficaces pour la pollinisation que les colonies qui ont hiverné.

Les apiculteurs peuvent encourager la récolte de pollen en ajoutant des cadres bien garnis d'œufs, de larves et de couvains. Ils peuvent également diminuer la réserve de pollen.

On détermine la vigueur d'une colonie en comptant pendant un temps déterminé le nombre d'abeilles qui quittent la ruche. Lorsque la température est supérieure à 15 °C (59 °F) et que le vent est faible ou nul, les abeilles doivent sortir de la ruche au rythme d'une soixantaine à la minute.

Le contrat de location doit assurer que les colonies peuvent être introduites au bon moment et au bon emplacement et garantir qu'elles sont fortes et en santé.

Bourdons

Hymenoptera : Apidae



Figure 4.4 : Bourdon

L'abeille du genre *Bombus* correspond au bourdon familier. Son corps est noir et recouvert de poils. Le bourdon peut prendre différentes couleurs (jaune, orange, noir et parfois blanc). Sa taille varie à l'intérieur d'une même espèce, selon la saison et son statut (reine, bourdon ou ouvrière). La femelle possède des corbeilles à pollen sur les pattes postérieures qui lui servent au transport du pollen.

Biologie

Tôt au printemps, chaque reine fabrique un nouveau nid et y élève la première génération d'ouvrières. Les ouvrières sont des femelles stériles qui aident à la fabrication du nid, à la collecte de nourriture et qui s'occupent des nouvelles générations d'ouvrières. Les ouvrières de la première génération sont en moyenne plus petites que celles des couvées suivantes. Cette différence est due au fait que les premières larves ne reçoivent des soins que de la reine, entraînant un apport de nourriture insuffisant. À mesure que les conditions du nid s'améliorent (augmentation de la température, de la grandeur des alvéoles et de la disponibilité de la nourriture), les ouvrières des nouvelles générations sont de plus grande taille.

Lorsque la colonie a atteint un certain stade d'évolution, les mâles et les jeunes reines apparaissent. Les mâles proviennent d'œufs non fécondés et il est pratiquement impossible de différencier leurs cocons de ceux des ouvrières. Par contre, les cocons qui renferment les jeunes reines sont plus gros que ceux des mâles et des ouvrières. Vers la mi-août, les jeunes reines s'accouplent avec les mâles. Ces reines produiront les nouvelles colonies l'année suivante. Les mâles aident peu à la colonie, excepté à

quelques occasions où ils s'occupent de l'incubation des jeunes.

Les colonies de bourdons sont annuelles. Les nouvelles reines hivernent dans le sol, tandis que le reste de la colonie meurt à l'arrivée des froids d'hiver. La reine vit de douze à quinze mois et les ouvrières vivent de trois à cinq mois, selon l'espèce.

Chez les bourdons, les plus grosses ouvrières deviennent des butineuses car elles sont plus aptes à voler sous des conditions météorologiques défavorables. De tous les pollinisateurs, qu'ils soient indigènes ou introduits, les bourdons sont les moins influencés par les conditions climatiques.

Comportement

Le bourdon aborde les fleurs de canneberge d'une manière caractéristique. Il s'agrippe aux pétales avec ses pattes tandis que son corps est maintenu en dessous des parties reproductrices de la fleur. Ainsi perché, il puise le nectar se trouvant à la base de la fleur et fait vibrer les muscles de ses ailes pour récolter le pollen. Un nuage de pollen se dépose alors sur les poils de son corps, particulièrement sur son abdomen. Lors des visites subséquentes, les stigmates réceptifs entrent en contact avec le pollen accumulé sur l'abdomen du bourdon, effectuant ainsi le transfert de pollen. Après avoir visité plusieurs fleurs, le bourdon ramasse le pollen accumulé sur ses poils avec ses pattes postérieures, le dépose dans ses corbeilles à pollen et le transporte jusqu'au nid.

Le bourdon récolte le pollen et le nectar presque toujours simultanément. Plusieurs études ont démontré que le bourdon est plus efficace que l'abeille domestique pour polliniser les fleurs de canneberges. Tôt le matin, le bourdon débute ses activités et il termine le soir plus tard que l'abeille. Il butine les fleurs de canneberges plus rapidement que l'abeille et cherche à atteindre les fleurs qui sont cachées.

Des observations au champ ont permis de constater que 74 % des bourdons font la collecte de pollen, comparativement à 3 % chez l'abeille. Les bourdons sont plus fiables pour la pollinisation de la canneberge grâce à leur technique d'approche sur la fleur qui assure le transfert du pollen.

Les bourdons nidifient dans les endroits les plus divers. Certaines espèces pénètrent dans le sol alors que d'autres choisissent un site au-dessus du sol.

Les reines établissent leur colonie dans des nids abandonnés d'oiseaux ou de rongeurs, dans des bottes de foin ou de paille, dans le chaume de cabane ou de grange, dans les souches de vieux arbres ou même dans des matériaux de remplissage de vieux canapés et matelas.

Mégachiles

Hymenoptera : Megachilidae



Figure 4.5 : Mégachile (*M. rotundata*) sur une fleur de canneberge

Le mégachile est une abeille solitaire, dite non-sociale. Il n'y a pas de castes ouvrières ni de coopération entre les individus chez ces espèces. Chaque femelle sélectionne et construit son propre nid, bâtissant des cellules individuelles pour ses descendants. Cette abeille approvisionne massivement les larves en mettant à leur disposition la quantité de pollen et de nectar nécessaire à leur développement complet avant de fermer les cellules.

Les espèces indigènes observées dans la culture de canneberges au Massachusetts et au New Jersey sont *Megachile addenda* (Cresson), *M. frigida* (Smith), *M. gemula* (Cresson), *M. texana* (Cresson) et *Osmia atriventris* (Cresson). Les espèces du genre *Megachile* sont noires avec des stries blanches sur plusieurs segments abdominaux. Elles sont de taille variable (de 7 à 20 mm ou de ¼ à ¾ po) et robustes.

Introduite, *Megachile rotundata* (Fabricius) est une espèce d'abeille naturalisée, tout comme l'abeille domestique. Elle est communément appelée « abeille découpeuse de feuilles » (alfafa leafcutter). Des études démontrent que cette abeille possède un bon potentiel pollinisateur dans la culture de canneberges. Elle est également disponible commercialement.

Biologie

Chez les mégachiles, les cellules du couvain sont faites de morceaux de feuilles découpées (*Megachile sp.*) ou de matériaux extérieurs, tels la pulpe de feuilles, la résine ou la boue (*Osmia sp.*) La femelle construit sa cellule et pond un oeuf dans un amas de pollen. À leur naissance, les larves se nourrissent pendant quatre semaines des réserves qui ont été stockées puis hivernent sous forme de larves (*Megachile sp.*) ou sous forme d'adultes (*Osmia sp.*)

Certaines espèces d'abeilles découpeuses de feuilles font leur nid dans le sol. Cependant, la majorité le font dans des tiges de plantes, des fissures dans la roche ou des cavités préformées telles que des terriers creusés dans le bois par d'autres insectes. Elles ont besoin de bonnes sources de pollen et de nectar ainsi que de matériaux pour construire leur nid.

Comportement

Les abeilles découpeuses de feuilles ne sont généralement pas agressives. Parce qu'elles ont une zone limitée de vol et de travail, elles demeurent près du lieu où elles nichent. Chaque femelle travaille à la collecte du pollen et du nectar. Ces abeilles peuvent butiner malgré de mauvaises conditions météorologiques. *M. addenda* est reconnue comme un pollinisateur efficace de la canneberge. Les autres espèces indigènes *Megachile sp.*, ainsi que *O. atriventris*, sont aussi de bons pollinisateurs.

Des études concernant l'utilité de *M. rotundata* suggèrent que cette abeille a un certain potentiel comme pollinisateur de la canneberge. Elle semble par contre de trop petite taille pour manipuler facilement les fleurs. Une étude effectuée en Nouvelle-Écosse a démontré que cette abeille découpeuse de feuilles butine le nectar de canneberges et le pollen d'autres plantes, particulièrement le millepertuis. Néanmoins, d'autres études au New Jersey, en Nouvelle-Écosse et au Québec démontrent que *M. rotundata* butine le nectar et le pollen de canneberges. En effet, le pollen observé dans les corbeilles à pollen et dans les nids de ces individus provenait de la canneberge. Malgré la densité moyenne d'abeilles découpeuses de feuilles dénombrées dans la canneberge (4 abeilles/m² /min), on ne peut démontrer un effet significatif sur la mise à fruit puisque d'autres espèces de pollinisateurs sont présentes dans la culture. De plus, ces abeilles ont besoin d'autres espèces de plantes pour construire leur nid. Des recherches supplémentaires sont nécessaires avant d'adopter cette espèce comme un pollinisateur alternatif dans la culture de la canneberge.

Tableau 4.1 : Différences entre les caractéristiques et les comportements des principaux pollinisateurs dans la culture des canneberges

Caractéristiques	ABEILLES	BOURDONS	MÉGACHILES (<i>M. rotundata</i>)
Distance de butinage	1,6 à 4,8 km (1 à 3 miles)	1 à 2 km (0,6 à 1,2 miles)	Distance limitée de vol
Heures de butinage	11 h à 16 h	10 h à 19 h	Non connues
Température de butinage	Entre 12 °C et 32 °C (54 °F et 90 °F) Idéalement à partir de 18 °C (64 °F)	Entre 10 °C et 35 °C (50 °F et 95 °F) Idéalement entre 18 °C et 23 °C (64 °F et 73 °F)	Besoin d'une température plus élevée que l'abeille et le bourdon (> 18 °C)
Conditions climatiques	Affectées par une forte nébulosité et une vitesse de vent supérieure à 27 km/h. (17 m/h)	Peu affectés par la pluie, le vent, la température, la bruine, la rosée, etc.	Affectés par une forte nébulosité et besoin d'une plus grande période d'ensoleillement
Comportements			
Vol de nectar *	60 %	4 %	Non disponible
Récolte	95 % des butineuses récoltent du nectar et 5 % du pollen	74 % des bourdons récoltent du pollen	La plupart des butineuses récoltent du nectar ainsi qu'une proportion élevée de pollen (1,2 % à 100 %)
Pureté du pollen recueilli	72 % de pollen de <i>Vaccinium</i> est présent dans une charge**	89 à 96 % de pollen de <i>Vaccinium</i> est présent dans une charge**	Non disponible
Vitesse de travail	9 à 9,5 fleurs à la minute	12 à 13,5 fleurs à la minute.	5,9 fleurs à la minute

Source : Foraging by bee pollinators of cranberry (MacKenzie et al., 1993).

* Récolte du nectar sans toucher au stigmate, donc pas de pollinisation

** Une charge se définit comme la quantité que peut porter un individu en un seul voyage

Autres pollinisateurs

On retrouve principalement quatre familles de pollinisateurs autres que ceux nommés précédemment : les Anthophoridae, les Halictidae, les Andrenidae et les Mellitidae. Ces groupes sont généralement des espèces solitaires, peu agressives, qui nichent dans le sol. Tout comme les mégachiles, chaque femelle travaille pour construire son propre nid, pour récolter sa nourriture et elle approvisionne les larves de la même façon. Alors que la plupart de ces espèces sont rares dans les champs de canneberges cultivées, les Halictidae sont plutôt communs.

(Hymenoptera : Halictidae), communément appelés « sweat bees », sont généralement noirs ou de couleur foncée, quoique certains soient vert métallique. Ils sont très petits, mesurant de 5 à 15 mm (3/16 à ? po) et la majorité sont solitaires. Ils nichent dans le sol, fréquemment très proches les uns des autres. Les individus passent l'hiver sous forme de larves ou de pupes.

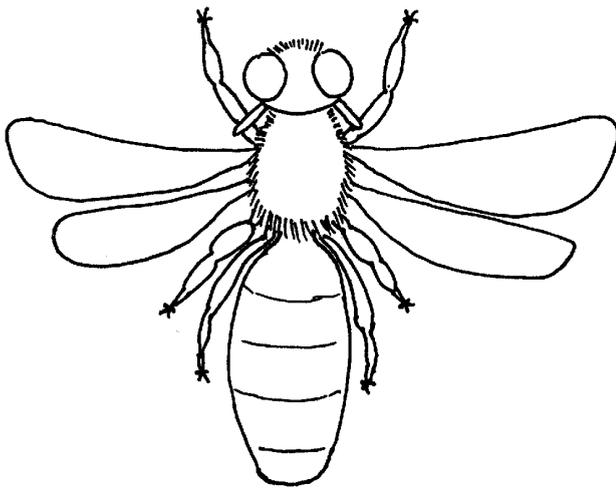


Figure 4.6 : Morphologie générale des Halictidés

Autres visiteurs de fleurs

Plusieurs autres insectes visitent les fleurs de canneberges pour se nourrir de nectar et/ou de pollen. Un insecte butinant une fleur n'est pas nécessairement un pollinisateur de cette plante. Pour être considéré comme un pollinisateur, un visiteur doit transférer le pollen parmi les fleurs d'une même espèce de plante. Les vespides, les ichneumons et les syrphes peuvent être observés régulièrement sur les fleurs de canneberge. Cependant, ils ne sont pas considérés comme étant des pollinisateurs jusqu'à ce jour car aucune étude n'a prouvé qu'ils effectuaient un transfert de pollen. Ces insectes sont néanmoins de bons prédateurs et parasites dans la culture de la canneberge.

Les vespides (Hymenoptera : Vespidae) ou guêpes sociales ont le corps brun ou noir et portent diverses marques jaunes ou blanches. Ils vivent dans des nids souterrains ou aériens.



Figure 4.7 : Vespide sur une fleur de canneberge

Les ichneumons (Hymenoptera : Ichneumonidae), appelés guêpes solitaires, se présentent sous différentes formes et couleurs, mais ils ont une apparence plus élancée que les autres guêpes. Ils ne nichent pas en colonie.



Figure 4.8 : Ichneumonidé

Les syrphes (Hymenoptera : Syrphidae) ont des modèles de coloration imitant ceux des guêpes, des bourdons et des abeilles. Leurs grands yeux couvrent presque toute leur tête. Contrairement aux guêpes, les syrphes ne piquent pas. Ils se reconnaissent par leur faculté à faire du vol stationnaire au-dessus des fleurs.



Figure 4.9 : Syrphidé

Voir l'annexe B : Répertoire des principales espèces utiles dans la culture de canneberges

Utilisation de ruches commerciales

Parce que les bourdons et les autres pollinisateurs indigènes ne sont pas présents en grand nombre dans les plantations commerciales de canneberge, l'introduction de pollinisateurs est importante pour obtenir une bonne production. La plupart des producteurs de canneberges louent des ruches d'abeilles ou de bourdons pendant la floraison afin de maximiser leur rendement. À noter que les deux types de ruches sont compatibles. Il faut éviter d'introduire les ruches tant qu'il existe un risque d'empoisonnement par les insecticides. L'application de produits nocifs pendant que les pollinisateurs butinent est également à proscrire.

Abeilles domestiques

Les abeilles domestiques sont les pollinisateurs les plus communément utilisés dans la culture de la canneberge. La gestion de cet insecte utile est simple et demande peu de temps au producteur. Les mauvaises herbes en fleurs peuvent attirer les abeilles loin de la canneberge pendant sa floraison. Pour cette raison, on peut commander un plus grand nombre de ruches ou encore faucher ou sarcler les mauvaises herbes environnantes.



Figure 4.10 : Ruches d'abeilles domestiques au champ

Quand?

Dans les cannebergières commerciales, il est recommandé de placer les ruches près des champs lorsque la floraison atteint une moyenne de 15 à 25 % de fleurs ouvertes. Il n'est pas recommandé d'apporter les ruches avant le début de la floraison car les abeilles risquent de butiner d'autres plantes. Il est reconnu que l'abeille développe une « fidélité » à la flore et à l'endroit préalablement visité. Des essais ont démontré qu'en pleine période de floraison, lorsque la température est favorable, les abeilles réussissent à polliniser la majeure partie des fleurs de canneberge en moins de dix jours. Les ruches doivent être retirées quand la floraison de la canneberge est terminée.

Combien?

La quantité recommandée est de deux à cinq ruches par hectare (une à deux ruches par acre). La recommandation peut aller jusqu'à douze ruches par hectare (5 ruches par acre) si les conditions climatiques sont défavorables. Une ruche ou une colonie renferme de 30 000 à 40 000 individus.

Où?

Il est conseillé :

- D'établir les ruches près d'un point d'eau;
- De placer les ruches de 15 à 20 cm (de 6 à 8 po) au dessus du sol;

- De diminuer au maximum la distance entre le champ et les ruches;
- De placer les ruches dans un site protégé le plus possible des vents dominants (ex. : à proximité d'un boisé) et exposé au rayon du soleil du matin;
- De disposer les ruches en fonction du vent dominant : c'est-à-dire que les abeilles doivent être face au vent lorsqu'elles vont vers la culture et être dos au vent pour le retour à la ruche;
- De répartir les ruches d'abeilles de façon homogène; les ruches doivent être placées individuellement, à distance égale sur le terrain, mais il est possible de placer les ruches en groupe de sept à neuf ruches et de les espacer de 200 m (650 pi).

Si vous avez à déplacer les ruches, faites-le la nuit pour éviter la perte de butineuses qui seraient restées au champ.

Bourdon (Bombus impatiens)

Même si les bourdons sont des meilleurs pollinisateurs que les abeilles, les ruches de bourdons sont moins exploitées dans la culture de la canneberge. Il est suggéré que les colonies de bourdons soient placées aux champs un peu plus tôt que les abeilles. Ils ont besoin de quelques jours pour se réorienter.

Une colonie contient une reine et des ouvrières (de 100 à 200 individus). De deux à huit ruches sont placées par hectares en culture (de 1 à 3 colonies/acre).

Le choix de l'emplacement des ruches de bourdons est identique à celui des abeilles.

Mégachiles

Il est possible de louer des ruches de mégachiles. Se renseigner auprès d'un conseiller.

L'établissement des pollinisateurs indigènes

Favoriser la nidification

Pour augmenter la pollinisation dans la culture de canneberge, on peut tenter d'attirer les pollinisateurs naturels dans les champs. Les bourdons seront les insectes visés car ils sont les meilleurs pollinisateurs.

La première étape consiste à identifier les besoins des bourdons pour leur survie. Un site approprié pour la nidification, pour l'accouplement et pour l'hivernation est essentiel à l'établissement de colonies de bourdons.

Un environnement avec des fleurs variées à proximité des champs est considéré comme une voie gagnante pour maximiser l'établissement des populations de bourdons indigènes. Les bourdons vont s'établir là où il y a

suffisamment de sources de nourriture, tôt au printemps jusqu'à tard l'automne.

Les bourdons peuvent emmagasiner de la nourriture seulement pour quelques jours. Ils ont donc l'obligation de butiner constamment pour leur survie. Après l'accouplement à l'automne, les nouvelles reines se nourrissent dans le but d'accumuler des réserves pour passer l'hiver. Plus il y a de nectar et de pollen disponibles, plus il y a de chances qu'une large population de reines réussisse à survivre pendant la période hivernale.

La conservation des sites naturels et la création de refuges apparaissent comme des solutions nécessaires afin d'assurer le maintien ou l'adaptation des insectes pollinisateurs. Les brise-vent et la plantation d'arbustes peuvent également être utilisés, à condition de ne pas labourer la terre entre les arbres et de ne pas brûler les herbes sèches afin de ne pas détruire des aires de nidification.

Nourrir artificiellement les pollinisateurs

Il peut être avantageux de fournir aux reines bourdons qui viennent d'émerger un supplément de nectar au printemps si les fleurs se font rares. La composition de ce supplément doit être d'environ 30 % de miel et 70 % d'eau. Il faut mettre cette solution sucrée en quantité minime, dans un petit contenant et le déposer à proximité des plantes qui fleuriront prochainement.

Planter des jardins de fleurs



Figure 4.11 : Abeille sauvage sur une fleur de chardon

Nous pouvons encourager la venue de pollinisateurs naturels en établissant des plantes à proximité de la ferme. Certains critères dans le choix des plantes doivent être respectés :

Temps de floraison

Il faut porter une attention particulière au choix des variétés de plantes et à leur période de floraison. Il faut aussi s'assurer que la floraison des différentes espèces de plantes

se manifeste dès le début du printemps jusqu'à la fin de l'automne. Si les pollinisateurs manquent de nourriture, ils déménageront, s'établiront ailleurs ou mourront.

Les plantes instaurées ne doivent pas fleurir en même temps que la canneberge. Cela pourrait détourner les pollinisateurs des champs de canneberges. Il est toujours possible de rabattre ou de tondre les plantes (ex. : trèfle) qui fleurissent au mauvais moment.

Certaines éricacées (Calluna, Erica, Kalmia, Vaccinium), le lilas et plusieurs rosacées (rosiers, framboisiers, pruniers, amélanchiers, spirées et pommiers) ont une floraison printanière.

Les vergerettes, les asters, les orpins et les verges d'or constituent les sources automnales de nectar et de pollen. Ces sources sont d'autant plus importantes qu'elles sont disponibles au moment où la future nouvelle reine commence à butiner pour se constituer des réserves de graisse corporelle.

Voir l'annexe D : Plantes attirantes pour les pollinisateurs de la canneberge

Capacité d'attirer les pollinisateurs

Les fleurs préférées des bourdons sont celles :

- En forme d'entonnoir ou clochette, donnant une prise à l'atterrissage (p. ex. : digitales, Mimulus, campanules, légumineuses, etc.);
- À large ouverture (p. ex. : rhododendron, Hibiscus syriacus, etc.);
- Aux contours irréguliers et découpés (p. ex. : centaurées);
- Porteuses de nectaires au fond de la corolle (p. ex. : orpins et asters);
- À texture veloutée (p. ex. : Baptista australis) plutôt que lisse;
- Décorées de stries rayonnantes dans l'ultraviolet;
- Regroupées en inflorescences s'ouvrant graduellement (p. ex. : marronnier, phacélie).

Voir l'annexe D : Plantes attirantes pour les pollinisateurs de la canneberge

Les bourdons peuvent percevoir des parfums et les distinguer. De nombreux observateurs ont mentionné les préférences des bourdons pour différentes espèces végétales. Les composées, les éricacées, les légumineuses et les rosacées comptent parmi les familles de plantes d'intérêt agronomique les plus attirantes pour les insectes pollinisateurs.

Gestion simple des plantes

Afin de se faciliter la vie, le choix de plantes qui ne demandent que peu d'entretien et qui fleurissent longtemps est fortement suggéré. Ces plantes doivent pouvoir bien s'adapter au milieu selon le type de sol, le besoin en eau, l'exposition au vent, la quantité de lumière disponible, etc. Plusieurs espèces de plantes décrites à l'annexe D vont attirer les pollinisateurs mais peuvent être nuisibles si elles envahissent les champs de canneberge (p. ex. : pissenlit).

Aménagement de nids artificiels

Nichoirs pour bourdons

L'absence de sites naturels peut être un facteur limitant pour l'établissement des populations de bourdons. La construction de boîtes en bois peut encourager les bourdons à nidifier près des champs de canneberges au printemps.

Les boîtes sont des caisses en bois, cubiques ou parallélépipédiques, dans lesquelles on dispose des matériaux habituellement utilisés par les bourdons pour construire leur nid : mousse, feuille, herbes séchées ou encore coton cardé, bourre de vieux matelas, etc. Chaque caisse doit être munie d'une petite ouverture à la base. Le toit peut être amovible pour faciliter le nettoyage ou l'accès par le producteur.

Ces caisses de nidification artificielles sont réparties dans la nature selon les exigences écologiques des différentes espèces de bourdons. Certaines de ces caisses sont disposées à la surface du sol, d'autres sont enterrées. Dans l'un ou l'autre cas, il faut éviter que la pluie ou une trop forte humidité envahisse l'intérieur du nid artificiel. On peut faire un toit débordant ou placer un recouvrement imperméable (éviter les enduits imperméabilisants qui pourraient, par leurs odeurs, avoir un effet répulsif sur les bourdons). Placer les caisses d'élevage sous un abri et les protéger des vents dominants, de la pluie et de l'ensoleillement direct.

La disposition des caisses d'élevage en bordure des champs de culture et l'orientation de l'orifice d'envol dirigé vers les fleurs à polliniser permettent d'assurer une bonne dispersion des butineuses dans le champ. Ces nichoirs artificiels doivent être à proximité des champs. En effet, les bourdons ne peuvent s'éloigner de leur nid qu'à une distance maximale d'environ 1 à 2 km (0,6 à 1,2 miles); à une plus grande distance, ils risquent d'être désorientés. La meilleure période pour mettre en place ces nids est le début du printemps, juste avant que l'on aperçoive les reines de bourdons voler au ras du sol et se poser de temps en temps pour visiter un emplacement plus attentivement.

Lorsque le bourdon n'est plus actif à l'automne, on ramasse les boîtes, les nettoie avec une solution désinfectante et les entrepose jusqu'au printemps suivant.

Le taux d'acceptation des caisses par les bourdons est faible comparativement au nombre de visites effectuées par les insectes. De plus, cette méthode dépend d'un certain nombre de facteurs difficilement contrôlables : conditions météorologiques défavorables à la fondation du nid, invasion du nid par des fourmis et présence de forficules et autres petits animaux susceptibles de perturber ou de détruire la colonie.

Comme le pourcentage de réussite de cette méthode est peu élevé, la meilleure solution pour encourager les pollinisateurs indigènes est la conservation des sites naturels.

La protection des pollinisateurs

Conseils généraux

Il faut prendre soin des insectes favorables à sa culture. Voici quelques conseils :

- Ne pas appliquer de pesticides sans identification du ou des ravageur(s) en cause;
- Ne pas appliquer de pesticides lorsque les populations sont en dessous du seuil d'intervention;
- Appliquer les pesticides à la dose recommandée;
- Choisir des pesticides ayant un effet minimum sur les ennemis naturels et l'environnement.

Les espèces utiles sont plus sensibles aux pesticides que les espèces nuisibles. La raison est bien simple : les espèces qui se nourrissent de matière végétale depuis des milliers d'années possèdent un impressionnant système enzymatique nécessaire pour éliminer les différentes substances produites par les plantes comme moyen de défense. Elles sont donc mieux outillées pour neutraliser les produits étrangers que ne le sont les espèces se nourrissant d'autres insectes et animaux ne contenant habituellement pas de produits toxiques. De par leur nature, les ravageurs sont aussi plus exposés aux pesticides appliqués sur les cultures et sont donc plus sujets à développer une résistance.

De nombreux pesticides sont utilisés en agriculture, entre autres pour la répression des insectes nuisibles. Les insecticides organophosphorés (Diazinon, Guthion, Malathion) et les carbamates (Sevin), utilisés pour contrôler la pyrale des atocas, sont extrêmement toxiques pour les abeilles. Il est recommandé de ne pas faire d'application d'insecticides pendant la floraison ou dès l'introduction des pollinisateurs.

Effet des pesticides et empoisonnement des abeilles

Les insecticides sont toxiques à tous les stades de développement des abeilles. L'application d'insecticides dans les champs de canneberges a un effet direct sur les

abeilles en réduisant l'abondance et la diversité des espèces. La vaporisation d'insecticides pendant la période de la pollinisation a aussi des répercussions sur le contrôle des colonies d'abeilles.

Les abeilles sont empoisonnées lorsqu'elles touchent une feuille, une fleur ou de l'eau contaminée et lorsqu'elles ramassent du pollen ou du nectar contaminé. Une abeille qui retourne à la ruche avec un chargement de pollen ou de nectar contaminé peut causer une agitation extrême et la mort de nombreuses abeilles, incluant les larves. Plusieurs travailleuses peuvent être sérieusement perturbées et cela peut causer des dégâts dans la colonie. Lors d'un empoisonnement avec les insecticides, on peut observer chez les abeilles des danses de communication anormales qui sont horizontales, proches du sol, près des planches à l'entrée de la ruche. Le symptôme le plus courant d'un empoisonnement des abeilles est la présence d'un nombre anormalement élevé d'abeilles mortes devant la ruche.

L'agressivité des abeilles peut être causée par les insecticides organophosphorés. La stupeur, la paralysie et les activités anormales des abeilles sont communément causées par ces insecticides.

Niveaux de toxicité des pesticides sur les abeilles

Il existe différents niveaux de toxicité des pesticides qui peuvent affecter les abeilles. On les classe en trois groupes distincts, selon l'effet qu'ils ont sur ces pollinisateurs.

Dans tous les cas, il est important de bien respecter la dose d'application, le moment et la méthode d'application ainsi que les instructions indiquées sur l'étiquette du produit.

Tableau 4.2 : Niveaux de toxicité des pesticides pour les abeilles

Niveau	Description	Toxicité	Pesticides
I	Dangereux : tue les abeilles au contact pendant l'application et un jour ou plus après l'application;	Élevée	Azinphos méthyl, Diazinon, Guthion, Imidan, Malathion, Orthène, Sevin
II	Modérément dangereux : risques limités si non appliqué sur les abeilles au champ ou sur les ruches;	Moyenne	Funginex, Poast Ultra, Touchdown
III	Relativement non dangereux : peut causer un dommage minime aux abeilles.	Faible	Bravo, Casoron, Copper oxychloride, Devrinol, Ferbam, Folpan, Round Up

Source : Protecting honey bees from pesticides (<http://ohioline.osu.edu/hyg-fact/2000/2161.html>)

CHAPITRE 5 : LES AGENTS DE LUTTE BIOLOGIQUE⁴

Plusieurs organismes présents dans la culture de canneberges peuvent être bénéfiques dans le contrôle des ravageurs. On y retrouve des insectes dits entomophages, agissant comme prédateurs ou parasitoïdes. Plusieurs micro-organismes pathogènes, tels que des bactéries, des virus et des champignons, peuvent également contribuer à réduire les populations d'insectes nuisibles. Des nématodes, de microscopiques organismes vermiformes, peuvent être utilisés pour parasiter des insectes; certaines espèces sont commercialement disponibles. D'autres prédateurs comme des araignées, des oiseaux et des petits mammifères ont également un rôle à jouer dans le contrôle des ravageurs.

Voir l'annexe B : Répertoire des espèces utiles dans la culture de canneberges

On distingue généralement les différentes familles d'insectes selon leurs caractéristiques morphologiques. La couleur et la forme des différentes parties de leur corps, telles que les ailes, les antennes, les pièces buccales et l'ovipositeur, sont souvent particulières à une espèce. L'ovipositeur est un appareil allongé, situé à l'extrémité de l'abdomen des femelles, permettant le dépôt des oeufs sur ou dans un substrat adéquat (sol, végétation, insecte, etc.) pour le développement des larves qui éclosent des oeufs.

INSECTES PARASITOÏDES

Un parasite se définit comme un être qui puise les substances qui lui sont nécessaires dans ou sur un autre organisme, appelé hôte. Le parasite peut tuer ou non son hôte. Parmi les parasites, on distingue le parasitoïde qui ne vit aux dépens d'un autre organisme que pendant une partie de son existence. Le parasitoïde tue son hôte. Les insectes qui parasitent les ravageurs de la canneberge sont des parasitoïdes dont les larves se nourrissent d'un hôte. Ces parasitoïdes sont principalement trouvés dans deux ordres : les diptères et les hyménoptères.

Diptères

Les diptères, que l'on appelle communément les mouches, constituent l'un des plus grands ordres des insectes. Ils se caractérisent par la présence d'une seule paire d'ailes visibles, la seconde étant réduite à des genres de petits moignons appelés haltères. La famille des Tachinidés est une des plus importantes familles de mouches parasitoïdes.

Tachinidés

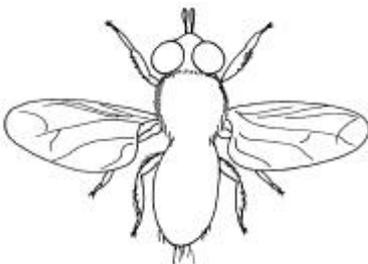


Figure 5.1 : Morphologie générale des Tachinidés

Les Tachinidés sont des insectes habituellement semblables en apparence aux abeilles ou aux mouches domestiques. Leur corps, variant de 3 à 14 mm (1/8 à 9/16 po) de long, est noir et recouvert de poils. Leurs yeux sont fortement colorés.

La femelle dépose un ou deux oeufs sur ou près d'un hôte. La larve pénètre l'insecte et dévore ses organes, provoquant la mort de celui-ci. Arrivée à maturité, la larve s'enfouit dans le sol pour passer au stade pupal.

Les Tachinidés jouent un rôle important dans le contrôle des ravageurs. *Hemisturmia tortricis* s'attaque à la tordeuse des canneberges, *Nemorilla maculosa* s'attaque à la tordeuse soufrée et *Sarcophaga* sp. s'attaque à l'anneleur de la canneberge.

Hyménoptères

Ce groupe comprend entre autres les fourmis, les abeilles et les guêpes. On y trouve le plus grand nombre d'espèces bénéfiques. Ils possèdent deux paires d'ailes, de longues antennes et ont généralement une constriction entre le thorax et l'abdomen. Leur ovipositeur est habituellement bien développé. Quelques familles sont observées dans la culture des canneberges.

Ichneumonidés

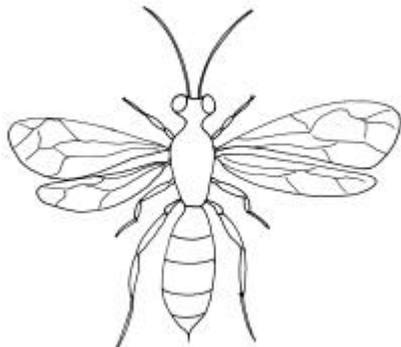


Figure 5.2 : Morphologie générale des Ichneumonidés

Ces insectes sont communs et présents presque partout. Ce sont des guêpes filiformes, mesurant généralement de 5 à 36 mm (de 3/16 à 1 7/16 po) de long. Elles sont de diverses couleurs, selon l'espèce. Elles sont dotées d'un très long ovipositeur externe. Leurs longues antennes sont recourbées vers l'arrière. Elles ne piquent habituellement pas mais essaient de le faire lorsqu'elles sont manipulées.

Les ichneumons parasitent les oeufs, les larves ou les adultes de différents insectes. Un ou plusieurs oeufs sont déposés à l'intérieur ou à l'extérieur d'un hôte. Les larves d'oeufs déposés à l'extérieur éclosent et pénètrent à l'intérieur de l'hôte. Elles se nourrissent ensuite du contenu interne de l'hôte, entraînant inévitablement sa mort. Elles en sortent lorsqu'elles passent au stade de pupe. Dans certains cas, le stade pupal se poursuit dans l'hôte et c'est l'adulte qui en émerge.

Les espèces *Itoplectis conquisitor*, *Chorinaeus funebris carinatus* et *Glypta sp.* contribuent au contrôle des populations de tordeuses soufrées.

Braconidés



Figure 5.3 : Morphologie générale des Braconidés

Ces guêpes ressemblent aux Ichneumonidés, mais elles sont généralement plus trapues. Leur corps est noir et mesure entre 2 et 15 mm (1/16 à 9/16 po) de long. Leur ovipositeur est interne, sauf lorsqu'il est utilisé.

Les femelles des Braconidés injectent un ou plusieurs oeufs à l'intérieur d'un hôte. Les larves éclosent puis mangent

l'intérieur de leur hôte, le tuant ainsi. Généralement, les larves passent leur stade pupal à l'intérieur de l'hôte, mais certaines espèces peuvent le faire dans un cocon de soie attaché à l'hôte.

Cette famille regroupe une grande variété d'insectes dont la plupart sont d'importants agents dans le contrôle de ravageurs. L'ordre des lépidoptères peut être attaqué par ces parasites. Le genre *Cotesia* regroupe des espèces s'attaquant à la tordeuse soufrée.

Trichogrammatidés



Figure 5.4 : Trichogramme parasitant des oeufs

Ce sont de très petites guêpes, de 0,3 à 1,0 mm (de 1/28 à 1/16 po) de long.

Les trichogrammes parasitent les oeufs de lépidoptères en y insérant leur ovipositeur et en y pondant un ou plusieurs oeufs. Les oeufs parasités prennent souvent une couleur noirâtre. Les larves parasites nouvellement écloses se nourrissent du contenu des oeufs hôtes.

Plusieurs espèces de trichogrammes sont présentes sur le marché. Dans l'Ouest canadien, on utilise *Trichogramma sibiricum* contre les larves de la tordeuse des canneberges. Dans l'Est canadien, *Trichogramma deion* est disponible commercialement et est utilisé pour lutter contre la pyrale des atocas. Des études démontrent que l'utilisation de *Trichogramma pretiosum* et de *Trichogramma minutum* serait un moyen prometteur pour contrôler la pyrale des atocas.

Les trichogrammes sont performants lors de conditions climatiques idéales, avec une température supérieure à 20 °C (68 °F). Plus d'une application peut être nécessaire pour obtenir de bons résultats.

INSECTES PRÉDATEURS

Un insecte prédateur possède un mode de nutrition qui consiste à capturer une proie et à la consommer en tout ou en partie. Les coléoptères, les diptères ainsi que les hyménoptères sont parmi les principaux ordres comportant des insectes prédateurs.

Coléoptères

L'ordre des coléoptères comprend plusieurs familles importantes dans le contrôle des ravageurs. Les coléoptères se distinguent par la présence de deux paires d'ailes. La première paire, que l'on nomme les élytres, est dure et sert uniquement à protéger la seconde paire lorsque celle-ci est au repos. Seule la seconde paire d'ailes sert à voler. Les coléoptères sont des organismes à corps dur se présentant dans une grande variété de formes et de couleurs.

Carabidés



Figure 5.5 : Carabidé

Ces insectes vivent au niveau du sol, préférant marcher plutôt que voler. Les membres de cette famille présentent une grande diversité morphologique. Ils sont généralement noirs ou vivement colorés, luisants, avec des élytres striés. Leur corps, de grandeur variable, est de forme aplatie. Ils possèdent des pièces buccales bien développées.

Les femelles carabes pondent leurs oeufs dans le sol ou dans un endroit humide et obscur. Les larves nouvellement écloses sont mobiles et cherchent leurs proies. Le développement larvaire peut durer de un à deux ans.

Les larves et les adultes carabes sont des chasseurs nocturnes qui se nourrissent de larves et d'insectes à corps mou. On trouve communément dans la culture des canneberges plusieurs espèces de carabes telles que *Carabus serratus*, *Carabus maeander*, *Pterostichus commutabilis* et *Chlaenius*. Le genre *Calosoma* est appelé « chasseur de chenilles ». C'est un prédateur très efficace. À noter que les carabes sont très sensibles aux insecticides.

Coccinellidés



Figure 5.6 : Adulte de coccinelle



Figure 5.7 : Larve de coccinelle

Les coccinelles sont des insectes communs. Elles sont communément appelées « bêtes à bon Dieu ». Les adultes sont vivement colorés de rouge ou d'orange, avec des points noirs. Leur coloration avertit leurs prédateurs qu'elles ont mauvais goût.

Les oeufs sont déposés en masse sur le feuillage, à proximité de la nourriture. Les larves se nourrissent principalement de pucerons. Les larves des coccinelles sont très différentes des adultes. De forme allongée, elles ont un modèle de couleur distinct, selon l'espèce.

Les larves et les adultes sont d'excellents prédateurs. Ils peuvent attaquer des pucerons, des oeufs et de petites chenilles comme des arpeuteuses et d'autres espèces.

Odonates



Figure 5.8 : Odonate

L'ordre des odonates regroupe plusieurs familles dont celles des demoiselles et des libellules, ennemis importants de plusieurs ravageurs. Ce sont de grands insectes colorés au corps élancé. Ils ont deux paires d'ailes très nervurées et de grands yeux composés. Ils sont très rapides en vol, capables d'attraper leurs proies dans les airs. Ces insectes ont une métamorphose incomplète, c'est-à-dire que l'oeuf passe à un stade immature, qui devient à son tour un adulte.

Les femelles pondent leurs oeufs sur la végétation à proximité de l'eau. Les stades larvaires, appelés naïades, sont aquatiques. Arrivées à maturité, les naïades grimpent hors de l'eau et perdent leur peau, se changeant alors en adulte.

Les proies des adultes d'odonates sont très variées et comportent certains ravageurs de la canneberge.

Neuroptères



Figure 5.9 : Morphologie des Neuroptères

Ces insectes nocturnes possèdent un corps mou et sont caractérisés par des ailes très nervurées. Ils portent de longues antennes segmentées. Leurs yeux paraissent démesurément gros par rapport à la grosseur de leur tête. Leur bouche comporte de grosses mandibules bien développées qui leur servent à tenir leur proie.

La plupart des larves et des adultes neuroptères sont des prédateurs. Deux familles sont décrites :

Hémérobiidés

Les Hémérobiidés, brun grisâtre, s'observent près des boisés. Leurs oeufs, blancs lorsque fraîchement pondus, deviennent oranges ou roses puis bruns juste avant l'éclosion.

Chrysopidés



Figure 5.10 : Larve et adulte de chrysope

Les Chrysopidés, plutôt trouvés dans les champs de canneberges ou à proximité, ont des ailes vertes et des yeux dorés ou cuivrés. Ils dégagent une odeur désagréable lorsque dérangés.

Les neuroptères sont des ennemis naturels de larves et d'adultes au corps mou, comme les pucerons, les mites, les thrips et les petites chenilles. Certaines espèces de chrysopes sont disponibles dans les commerces.

Diptères

Syrphidés

La famille des syrphes comprend des prédateurs efficaces. Les adultes des syrphes ressemblent aux guêpes et aux abeilles, mais elles ne piquent pas. Les syrphes se distinguent par leur capacité à faire du vol stationnaire. Ils se nourrissent de nectar, de pollen et de sécrétion sucrée, appelée miellat, produite par les pucerons.

Les femelles pondent des oeufs blancs en petite masse parmi les pucerons. Ainsi, les larves peuvent chasser les pucerons et s'en nourrir en les perçant et en suçant leur liquide corporel. Arrivées à maturité, les larves s'enfouissent dans le sol ou dans une feuille enroulée pour la durée du stade pupal. On peut observer plusieurs générations par année.

Les larves des syrphes sont des prédatrices redoutables des pucerons et autres petits insectes à corps mou.

Hyménoptères

Vespidés

Chez les hyménoptères, les guêpes prédatrices font partie de la famille des Vespidés. On y retrouve les frelons et les guêpes jaunes. Ils se reconnaissent par leurs ailes repliées sur le corps lorsqu'ils sont au repos ou lorsqu'ils ne volent pas.

Les guêpes jaunes mesurent de 12 à 16 mm ($\frac{1}{2}$ à ? po) de long. Elles sont noires et jaunes, marquées de blanc. Les frelons ont une longueur de 16 à 20 mm (? à $\frac{3}{4}$ po) et sont blancs et bruns.

Ils vivent en colonie formée d'une reine, d'ouvrières et de mâles. Les adultes prennent soin des larves jusqu'à leur maturité. Ils les nourrissent d'insectes préalablement digérés. Les adultes quant à eux se nourrissent de pollen, de nectar, de miellat, de fruits mûrs et d'insectes.

Ils construisent leur nid dans un matériel semblable à du papier, fait de salive et de bois mâché. Les guêpes jaunes nichent dans le sol. Les frelons bâtissent leur nid dans les airs, attaché, par exemple, à un arbre ou à une maison.

Les Vespidés sont des prédateurs généraux. Une espèce est souvent retrouvée dans la canneberge, *Vespula maculata*.

ARAIGNÉES

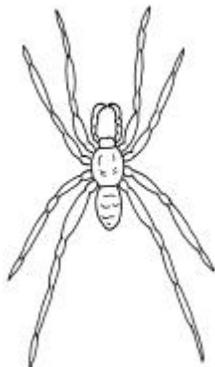


Figure 5.11 : Araignée

Les araignées ne sont pas des insectes. Elles font partie de l'ordre des Araneae. Leurs quatre paires de pattes les distinguent des insectes qui n'en ont que trois. Leur développement ne comprend pas la séquence du stade larvaire, pupal et adulte, comme on le retrouve chez de nombreux insectes. Les individus immatures ressemblent aux adultes mais en plus petit.

Toutes les espèces d'araignées sont prédatrices et se nourrissent principalement d'insectes. Elles sont généralistes, c'est-à-dire qu'elles ne se nourrissent pas d'une seule espèce. Elles utilisent généralement une toile de soie pour capturer leurs proies mais elles peuvent aussi les poursuivre ou les attaquer par surprise.

On croit qu'elles jouent un rôle important dans le contrôle des ravageurs de la canneberge en s'attaquant aux pucerons, aux moucheron, aux chenilles de lépidoptères et autres ravageurs. Malgré le fait qu'elles soient d'efficaces prédatrices, les araignées produisent une seule génération par année et leur nombre ne peut pas augmenter rapidement en nombre en réponse aux ravageurs. Elles sont également sensibles à l'utilisation d'insecticides à large spectre.

OISEAUX ET MAMMIFÈRES

Certains oiseaux insectivores sont présents dans les champs de canneberges. L'hirondelle est un prédateur efficace qui peut attraper des insectes au vol, tels que des adultes de l'anneleur et de la tordeuse des canneberges. Des cabanes pour la nidification peuvent être construites et installées afin d'attirer les hirondelles sur le site. La corneille, oiseau omnivore, est aussi présente et se nourrit plutôt d'insectes au sol, tels que les larves de l'anneleur et différentes chenilles.

Les mammifères contribuant au contrôle des ravageurs sont les petits rongeurs ainsi que les chauves-souris. Les rongeurs mangent différents insectes qui se trouvent au sol. Les chauves-souris quant à elles capturent les insectes au vol. Elles localisent leur proie par écholocation, c'est-à-dire par émission d'ultrasons qui produisent un écho, indiquant la position de la proie visée. Ces chasseurs nocturnes vivent en colonie, se terrant le jour dans les recoins des bâtiments. Des nichoirs spécialement conçus peuvent être installés afin de les attirer. Pour ces mammifères, les lépidoptères sont des cibles de choix.

MICRO-ORGANISMES PATHOGÈNES

Un organisme pathogène se dit d'un agent qui engendre la maladie. Les micro-organismes pathogènes regroupent des organismes tels que les bactéries, les virus et les champignons. Puisque ce sont des organismes non-mobiles, les ravageurs doivent les ingérer ou entrer en contact avec eux afin d'être infectés. Ils peuvent être appliqués en solution liquide de la même façon qu'un insecticide ou, pour certains pathogènes, se trouver naturellement présents dans l'environnement.

Voir le tableau 5.1 : Caractéristiques des différents agents de lutte biologique bénéfiques

Bactéries

Les bactéries sont des organismes unicellulaires qui se reproduisent par simple division. Certaines bactéries entomopathogènes vivent naturellement dans le sol. On les utilise à profit comme agent de lutte biologique pour réprimer les populations de divers insectes ravageurs forestiers et agricoles.

La bactérie la plus connue est *Bacillus thuringiensis* (Bt). Lorsque les larves (ou chenilles) s'alimentent de feuillage traité avec du Bt, elles ingèrent la toxine. La bactérie produit des spores et des cristaux protéiniques qui provoquent l'éclatement des cellules du tube digestif de l'hôte. Les insectes cessent généralement de s'alimenter dans les heures

qui suivent leur exposition au Bt, entraînant leur mort de deux à cinq jours plus tard.

Il existe différentes sous-espèces de Bt, spécifiques à certains groupes d'insectes. Dans la culture de canneberges, on utilise Btk qui s'attaque seulement aux chenilles des lépidoptères. Cet ordre d'insectes regroupe la majorité des insectes ravageurs de la canneberge de l'Est canadien.

La toxicité du Btk ne s'exprime qu'à l'intérieur de l'appareil digestif des stades larvaires des lépidoptères. En cas d'inhalation ou d'ingestion par tout autre organisme (tel que d'autres insectes, oiseaux, poissons, mammifères incluant l'être humain), le produit est rapidement éliminé sans aucun danger pour la santé. D'ailleurs, aucune précaution n'est exigée par les services de santé pour les utilisateurs lors d'une application. De plus, la toxine est rapidement biodégradée dans l'environnement par les micro-organismes et les rayons solaires. Sur le feuillage, la biodégradation agit pendant un à quatre jours. De plus, il n'y a aucun risque de contaminer l'eau souterraine puisque le Btk ne s'infiltre pas au-delà des vingt-cinq premiers centimètres (10 po) dans le sol.

Plusieurs applications de Bt peuvent être nécessaires afin de s'assurer de couvrir adéquatement le feuillage, de protéger le nouveau feuillage et de contrer le lessivage par la pluie. Le moment du traitement est important car la bactérie agit plus efficacement sur les jeunes stades larvaires des insectes.

La méthode de production peu coûteuse de ce biopesticide le rend abordable. Par contre, il peut être limité car il est peu persistant dans l'environnement et il est sensible aux rayons UV. Le développement d'une résistance chez certains insectes a même déjà été observé. Ce biopesticide demeure tout de même un moyen de lutte biologique efficace, non polluant et sécuritaire pour les humains et leur environnement.

Virus

Les virus sont des micro-organismes constitués d'acides nucléiques (ADN ou ARN), d'un complexe protéique protecteur appelé capsid et d'une membrane facultative. Ils se multiplient en répliquant leur matériel génétique. Ils ne peuvent se répliquer que dans une cellule hôte, animale ou végétale. Ils agissent en pénétrant les cellules après avoir été ingérés ou en passant d'une génération à une autre (c.-à.-d. mère-progéniture). Ils se multiplient dans les tissus du système digestif et dans les graisses, tuant éventuellement leur hôte. Ils sont très spécifiques. Ils sont sensibles aux rayons UV et peu persistants sur le terrain s'ils sont exposés. Ils sont naturellement présents dans la culture de canneberges et attaquent notamment des chenilles à houppes, certaines arpeuteuses et la tordeuse des canneberges. La faible

efficacité de ces virus, ainsi que les conditions non propices du milieu, font en sorte que les populations d'insectes ne se maintiennent pas sous les seuils d'intervention. Toutefois, leur utilisation potentielle présenterait un intérêt s'ils étaient disponibles et homologués au Canada.

Champignons

Les champignons sont des organismes dépourvus de chlorophylle qui se reproduisent par spores. Les champignons touchent tous les stades de développement des insectes visés car ils agissent par contact et non par ingestion. Leurs spores germent, passent à travers la cuticule d'un hôte et envahissent ses tissus. Une espèce de champignon bien connue, *Beauveria bassiana*, a été testée avec succès contre l'anneleur de la canneberge. Les produits commerciaux à base de champignons ne sont cependant pas encore homologués au Canada.

Les champignons possèdent une spécificité réduite et ont besoin d'un taux élevé d'humidité. Par contre, ils ont une persistance sur le terrain sous forme de spores.

NÉMATODES ENTOMOPHAGES

Les nématodes entomophages sont de microscopiques vers ronds. Ce sont des êtres mobiles pouvant localiser leur hôte. Les nématodes des genres *Steinernema* et *Heterorhabditis* vivent en symbiose avec une bactérie. Celle-ci vit dans l'intestin des stades juvéniles infectieux des nématodes. Le nématode au stade juvénile trouve un insecte hôte et le pénètre via les voies naturelles (bouche, anus, blessure). Il y libère ensuite la bactérie qui digère les tissus internes de l'hôte et les transforme en matière assimilable pour le nématode. L'hôte est tué en deux jours. Le nématode complète par la suite son cycle vital dans le cadavre.

Les nématodes entomophages s'attaquent généralement aux insectes dans le sol. Leur spécificité est toutefois réduite. Ils sont présents dans la nature mais rarement suffisants pour contrôler les ravageurs efficacement. Ils peuvent être produits industriellement et sont disponibles sur le marché afin d'être utilisés en grande quantité.

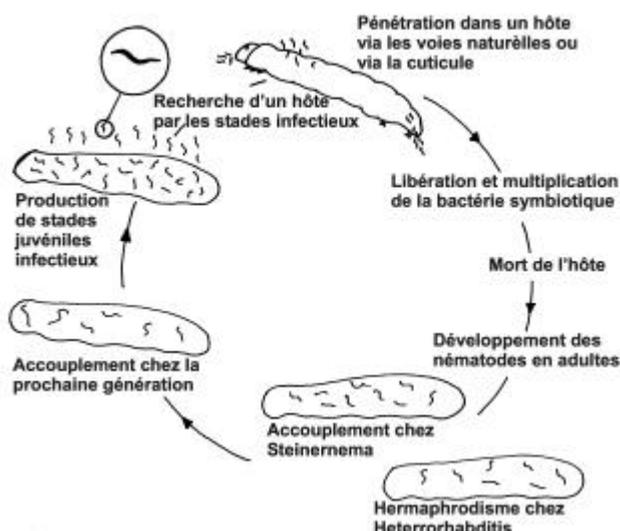


Figure 5.12 : Schéma cycle de vie des nématodes

Les nématodes entomophages sont utilisés comme biopesticides dans la culture de canneberges pour lutter contre l'anneleur de la canneberge et un complexe de charançons des racines. *Steinernema carpocapsae* peut notamment parasiter l'anneleur de la canneberge. On les applique en solution liquide selon les méthodes traditionnelles d'application d'insecticides. La température du sol doit atteindre au moins 13 °C (55 °F) et on doit réaliser une irrigation de longue durée dans le champ suite à l'application.

Les nématodes sont sans danger pour la faune et l'environnement. Toutefois, leur efficacité n'est pas constante. Le stade juvénile infectieux des nématodes est sensible à certains facteurs environnementaux. Ainsi, certaines consignes sont à respecter lors de l'utilisation de ces parasites :

- Bien suivre le mode d'emploi du fabricant;
- Irriguer avant et après une application;
- Éviter l'exposition au soleil;
- Éviter des températures extrêmes;
- Ne pas entreposer ces biopesticides pendant de longues périodes.

La présence de compétiteurs et d'antagonistes est un facteur biotique qui peut également nuire à l'efficacité des nématodes. L'utilisation des nématodes entomophages est

aussi limitée par la disponibilité de nématodes de haute qualité et par son coût plus élevé que les méthodes traditionnelles de contrôle chimique.

L'établissement des insectes utiles

Pour encourager les insectes bénéfiques à s'établir près des cultures de canneberges, il est suggéré d'aménager le milieu afin de favoriser leur survie. Il faut s'assurer que les parasites et les prédateurs ont toujours à leur disposition des sources de nourriture. Ainsi, ils pourront s'alimenter si les populations de ravageurs diminuent.

Plusieurs ennemis naturels comme les coccinelles, les larves de chrysopes, les syrphes et les guêpes parasitoïdes se nourrissent de nectar, de pollen ou de miellat de pucerons. Les fleurs fournissent ces sources de nourriture essentielles à plusieurs insectes bénéfiques. De plus, les plantes recèlent d'une multitude de proies alternatives.

Il existe une grande variété de plantes à fleurs attirantes pour les espèces bénéfiques. Certains critères de choix sont recommandés. Différents facteurs influencent l'attrait des fleurs comme leur grandeur, leur couleur, leur forme, la quantité de nectar ou de pollen présent, etc. Chaque espèce d'insecte a ses propres préférences. Les plantes ne doivent pas attirer les ravageurs et encourager leur établissement. Les plantes instaurées ne doivent pas demander beaucoup d'entretien. Si possible, choisir des plantes rustiques bien adaptées aux conditions du milieu.

Voir l'annexe C : Plantes attirantes pour l'établissement des ennemis naturels

Pour plus de renseignements concernant l'aménagement du milieu afin d'attirer les espèces utiles, retourner au chapitre 4 : La pollinisation – l'établissement des pollinisateurs indigènes.

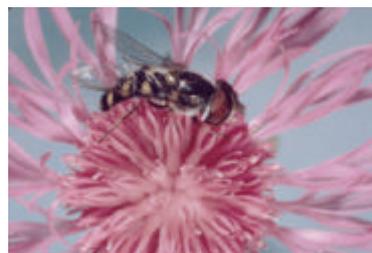
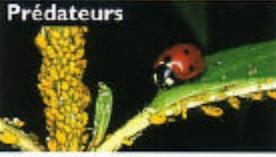
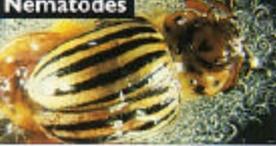


Figure 5.13 : Syrpe adulte sur une fleur de jardin

Tableau 5.1 : Caractéristiques des différents agents biologiques bénéfiques

Agents	Mode d'action	Avantages	Limites
Bactéries  <p>principalement <i>Bacillus thuringiensis</i> (Bt)</p>	<ul style="list-style-type: none"> Le Bt produit une toxine. Lorsqu'elle est ingérée, la toxine provoque l'éclatement des cellules de l'intestin et entraîne la mort de l'insecte. 	<ul style="list-style-type: none"> Spectre d'action élargi sur un groupe d'insectes (ex. : les lépidoptères). Méthode de production industrielle. Arrosage en suspension aqueuse. 	<ul style="list-style-type: none"> Sensibilité aux rayons UV entraînant une faible persistance sur le terrain. Développement de résistance déjà observé. Absence de mobilité.
Virus 	<ul style="list-style-type: none"> Ingestion suivie de l'infection des tissus du tube digestif et, dans certains cas, des autres tissus. 	<ul style="list-style-type: none"> Transmission horizontale (d'un individu à l'autre) ou verticale (d'une génération à l'autre). Haute spécificité. Arrosage en suspension aqueuse. 	<ul style="list-style-type: none"> Sensibilité aux rayons UV et faible persistance sur le terrain. Doses importantes requises. Absence de mobilité. Hésitations du public quant à leur utilisation.
Champignons 	<ul style="list-style-type: none"> Germination, puis pénétration de la cuticule de l'insecte, suivie de l'envahissement des tissus. Certaines espèces produisent aussi des toxines puissantes. 	<ul style="list-style-type: none"> Possibilités d'infection des insectes à tous les stades de développement (de l'œuf à l'adulte). Persistance dans l'environnement sous forme de spores. Arrosage en suspension aqueuse. 	<ul style="list-style-type: none"> Nécessite des conditions d'humidité élevée pour se développer. Spécificité réduite. Efficacité réduite des spores produites in vitro.
Parasitoïdes 	<ul style="list-style-type: none"> Le parasitoïde localise un hôte et pond ses œufs à l'intérieur ou à l'extérieur de ce dernier. La larve se développe aux dépens de l'hôte qu'elle finit par tuer. 	<ul style="list-style-type: none"> Grande mobilité. Capacité de localiser l'hôte. Spécificité élevée (hôte et stade de développement précis). 	<ul style="list-style-type: none"> Matériel vivant sensible aux conditions d'élevage et d'expédition. Efficacité influencée par les conditions climatiques. Possibilité d'émigration lorsque la densité du ravageur est faible.
Prédateurs 	<ul style="list-style-type: none"> Capture et consommation immédiate de la proie. 	<ul style="list-style-type: none"> Grande mobilité. Peut consommer un insecte ravageur à plusieurs stades de développement. Peut chasser d'autres proies dans le même milieu lorsque la densité du ravageur est faible. 	<ul style="list-style-type: none"> Matériel vivant sensible aux conditions d'élevage et d'expédition. Efficacité influencée par les conditions climatiques. Possibilité d'émigration lorsque la densité du ravageur est faible.
Nématodes 	<ul style="list-style-type: none"> Après avoir pénétré dans le corps de l'insecte par les orifices naturels, il libère des bactéries symbiotiques qui causent une septicémie mortelle. 	<ul style="list-style-type: none"> Bon potentiel contre les insectes qui se développent dans le sol. Arrosage en suspension aqueuse. Méthode de production industrielle. 	<ul style="list-style-type: none"> Mobilité et spécificité réduites. Sensibilité aux rayons UV et à la déshydratation.

Source : L'entomologie au Québec, une science à découvrir. Society d'entomologie du Québec, 1999.

CHAPITRE 6 : LES MALADIES⁴

Les maladies observées dans la culture des canneberges sont causées par différentes espèces de champignons. Les champignons sont des micro-organismes qui se reproduisent à l'aide de spores, lesquelles permettent leur dissémination. Ils peuvent croître dans le sol ou sur un substrat organique mort ou vivant.

Pour les champignons affectant les parties aériennes des plantes, une infection prend place à la suite de la germination d'une spore sur le tissu végétal (infection primaire). Il en résulte le développement d'un mycélium, lequel représente la partie végétale du champignon. Ce mycélium est constitué du regroupement de nombreux filaments appelés hyphes. En cours de saison et lorsque les conditions sont favorables, le champignon produira de nombreuses spores asexuées appelées conidies. Ces dernières sont disséminées par divers facteurs et elles sont responsables des infections secondaires. À la fin de la saison de croissance, plusieurs espèces fongiques produisent des fructifications contenant des spores sexuées. Ces structures peuvent être le stade de survie en hiver.

Il existe une grande diversité de maladies affectant la culture de la canneberge. Dans l'Est canadien, peu de maladies sont observées couramment.

Un code de couleurs, comme celui présenté dans le chapitre traitant des insectes ravageurs, indique le statut des maladies pour chaque province.

ROUGE : Majeur

VERT : Secondaire

BLEU : Mineur ou potentiel

Dépérissement des pousses (brûlure phomopsienne)

NB NS PE QC TN De la floraison à la récolte

Le dépérissement des pousses est d'origine fongique. Deux espèces principales ont été identifiées : *Phomopsis vaccinii*, la plus commune et *Synchronoblastia crypta*, observée moins fréquemment. D'autres espèces ont été isolées des plants infectés mais leurs rôles ne sont pas bien connus.

Biologie

Le cycle de vie de cette maladie n'est pas connu parfaitement. Le champignon possède la capacité d'hiverner. Cependant, il ne persiste pas bien en hiver puisqu'on le retrouve peu dans les champs où les infestations étaient importantes l'année précédente. Les dommages sont toutefois encore présents au printemps.

Généralement, le champignon infecte les nouvelles pousses de canneberges lors du stade d'élongation. Cependant, il peut attaquer les plants tout au long de la saison de croissance. Par contre, les symptômes apparaissent davantage lors de périodes

prolongées de chaleur et de sécheresse, c'est-à-dire lorsque les plants subissent un stress. Les températures printanières et automnales sont donc défavorables au développement de la maladie.

Symptômes

Le champignon occasionne un jaunissement partiel ou total des feuilles terminales des tiges. Par la suite, ces feuilles deviennent bronzes ou oranges puis brunes, tombant éventuellement. Les plants viennent à dépérir, à partir du haut de la plante jusqu'aux tiges souterraines. Si des fruits sont présents sur les tiges affectées, ils se dessèchent au fur et à mesure que les plants dépérissent. Les racines des plants morts ne sont pas affectées par la maladie. Il arrive parfois que les tiges meurent après le retrait des eaux hivernales, au moment où la croissance active des plants reprend.



Figure 6.1 : Dommages aux tiges causés par le dépérissement des pousses



Figure 6.2 : Vue d'ensemble des dommages au champ causés par le dépérissement des pousses

⁴ Les renseignements présentés dans ce chapitre sont tirés principalement du *Compendium of blueberry and cranberry diseases* (Caruso et Ramsdell, 1995).

Dépistage

L'observation des champs peut révéler la présence de tiges montrant des symptômes de dépérissement des pousses. Dans les vieux champs, les tiges malades sont généralement dispersées parmi les plants en santé, donnant une apparence « poivre et sel » à la culture. Néanmoins, il est possible d'observer des sections entièrement touchées dans les jeunes champs.

Il faut isoler le champignon afin d'obtenir un diagnostic fiable et précis de la maladie. Au printemps, *P. vaccinii* peut occasionnellement être isolé des tiges formées l'année précédente. Le champignon peut également être isolé des fleurs (pistils et pédicelles) en juin et des tiges de l'année en juillet.

Les jeunes champs, ainsi que ceux dont les plants sont luxuriants, semblent plus sensibles aux infections par le champignon.

Méthodes de lutte

Lutte culturale

Les dommages causés par le dépérissement des pousses sont moindres si les plants ne subissent pas de stress. Une irrigation adéquate pendant la sécheresse peut réduire le stress de chaleur des plants. En évitant le manque d'oxygène, les dommages causés par la récolte et par les conditions hivernales, les infections par le champignon se voient limitées. Les pratiques culturales courantes (sablage et inondation) peuvent favoriser la vigueur des plants, les aidant à être plus tolérants au champignon tout en évitant de favoriser une végétation trop luxuriante.

Certains cultivars semblent plus sensibles au dépérissement des pousses. Les variétés Early Black et Howes au Massachusetts, ainsi que la variété Searles au Wisconsin, ont une plus grande sensibilité à cette maladie. Le cultivar Franklin, quant à lui, présente une certaine résistance.

Lutte chimique raisonnée

L'utilisation d'un fongicide homologué peut être nécessaire pour lutter contre le dépérissement des pousses. Il doit être appliqué au printemps, entre les périodes d'éclatement et d'élongation des bourgeons, idéalement lorsque les pousses ont environ 1 cm (1/2 po) de nouvelle croissance. Traiter à la floraison ou plus tard est inutile car le champignon est protégé à l'intérieur de la plante. Dans les champs où la maladie est chronique, l'absence de traitement résulterait en une maladie persistante et possiblement grave si les températures estivales sont très élevées.

Pourriture des fruits

Cette maladie est causée par une quinzaine d'espèces de champignons. Ces champignons attaquent principalement les

fruits, entraînant leur pourriture, mais certains peuvent également infecter les fleurs, les tiges et les feuilles. Les trois types de pourriture des fruits les plus communs sont décrits.

Pourriture hâtive

NB NS PE QC TN De la floraison à la récolte

Le champignon responsable de cette pourriture est le *Phyllosticta vaccinii*. Ce champignon infecte les fleurs, les tiges, les feuilles et les fruits. Seuls les dommages causés aux fruits entreposés sont économiquement importants.

Biologie

P. vaccinii peut hiverner dans les feuilles des plants infectés. Des pycnides, fructifications contenant les spores, se développent sur ces feuilles tôt après le retrait des eaux hivernales. Ces pycnides noires relâchent les spores au printemps et au début de l'été. Des spores sont également produites sur les fleurs flétries et sur les fruits. Les jeunes feuilles sont infectées très tôt en saison alors que les fruits ne le sont qu'à la fin de la floraison ou peu après.

Symptômes

En juillet, les premiers symptômes apparaissent sur le fruit sous la forme d'une petite tache pâle d'allure molle. Sous des conditions favorables, cette tache s'agrandit rapidement jusqu'à ce que le fruit devienne complètement mou. Les taches forment souvent des anneaux concentriques foncés. Si la pourriture se développe rapidement, les fruits infectés peuvent ne subir qu'une légère décoloration.

Lorsque les fleurs et les fruits sont infectés, ils se plissent, se décolorent et peuvent éventuellement se recouvrir de pycnides noires. Quelquefois, les fleurs et les extrémités des tiges sont détruites et brunissent. Les feuilles infectées possèdent des taches irrégulières d'un rouge brunâtre qui couvrent la majeure partie de la surface foliaire. Ces feuilles portent également des pycnides à leur surface.



Figure 6.3 : Symptômes causés par la pourriture hâtive

Dépistage

L'observation des champs pendant la saison et des fruits pendant la récolte peut révéler des symptômes de cette maladie. Si un taux élevé de fruits présente de la pourriture à la récolte, il faut déterminer de quels champs ils proviennent. Il

faut ensuite isoler le champignon responsable afin d'obtenir un diagnostic fiable permettant une intervention adéquate l'année suivante.

Méthodes de lutte

Lutte culturale

Le retrait des débris flottant sur l'eau après la récolte aide à diminuer les risques de pourriture car ces débris peuvent servir de réservoirs pour les organismes phytopathogènes. Un bon drainage est nécessaire afin d'éviter la présence de conditions humides qui sont nécessaires au développement du champignon.

Le sablage semble réduire la quantité d'organismes phytopathogènes dans le milieu en plus d'avoir un effet bénéfique sur la vigueur des plants.

Lutte mécanique

La réfrigération des fruits entreposés prévient la maladie car le champignon croît à des températures élevées (germination optimale à 28 °C).

Lutte chimique raisonnée

Si une infestation est présente, on conseille l'application d'un fongicide homologué. Plusieurs applications sont requises : la première à 10 à 20 % de floraison, la deuxième dix jours plus tard et une troisième si nécessaire encore dix jours plus tard. Si l'inondation tardive est utilisée, la troisième application ne sera pas requise. Les fruits ainsi traités développent rarement de la pourriture lors de l'entreposage.

Pourriture tardive

NB NS PE QC TN De la fin de la maturation des fruits à la récolte

Cette maladie est causée par un champignon nommé *Godronia cassandrae*. Ce champignon est probablement présent dans tous les champs de canneberges, mais les dommages qu'il cause sont mineurs ou occasionnels. Même s'il est présent dans les fleurs, les tiges, les feuilles et les fruits, ce champignon ne cause des dommages qu'aux feuilles et aux fruits. On l'appelle ainsi en français car cette pourriture ne se manifeste qu'après la récolte. Son nom anglais « end rot » provient du fait que la pourriture s'observe habituellement à la partie apicale du fruit.

Biologie

Ce champignon pathogène hiverne dans les vieux tissus ligneux, dans les feuilles mortes et dans les fruits pourris se trouvant au sol parmi les débris laissés dans les champs après la récolte. Tout au long de l'année, il peut également être présent dans les plants d'apparence saine. Les spores sont principalement relâchées au printemps jusqu'au mois d'août.

L'infection prend place lorsque les fruits sont endommagés lors de la récolte.

Symptômes

Les symptômes se manifestent à la fin de la croissance des fruits. La partie pourrie des fruits est molle, humide et se démarque clairement de la partie saine. Le fruit pourrit éventuellement en entier, devenant mou et spongieux. Les fruits affectés sont gonflés étant donné la grande production de gaz lors du processus de pourriture. Par la suite, les fruits rétrécissent et se déforment, prenant une couleur jaune ou brune.

Les feuilles infectées présentent des taches. Au début, ces taches sont rouges à brunâtres. En grossissant, elles deviennent grises ou bronzées au centre puis développent une bordure noire. Les tissus adjacents à cette bordure deviennent rouge brillant à rouge foncé. Ces symptômes peuvent couvrir la majeure portion de la feuille. Les feuilles infectées peuvent éventuellement tomber.

Voir photo dans Compendium of Blueberry and Cranberry Diseases (Caruso et Ramsdall, 1995).

Dépistage

L'observation des champs peut révéler des symptômes de cette maladie. Le champignon peut être isolé des nouvelles pousses dès juin. Si on observe une importante quantité de fruits pourris à la récolte, il faut déterminer de quels champs ils proviennent et isoler le champignon responsable afin d'intervenir l'année suivante. Il y a une plus grande incidence de pourriture dans les champs inondés que dans ceux récoltés à sec.

Méthodes de lutte

Lutte culturale

Tout comme pour la pourriture hâtive, un bon drainage, ainsi que le retrait des débris flottants, sont des pratiques culturales efficaces pour enrayer cette maladie.

On déconseille également des excès de fertilisants azotés pendant la saison de croissance, ainsi que des périodes prolongées d'inondation. Des meurtrissures faites aux fruits pendant la récolte favorisent aussi l'incidence de la pourriture.

Certains cultivars semblent plus résistants à la pourriture tardive des fruits. C'est le cas au Wisconsin pour les variétés Howes, Mc Farlin, Franklin, Pilgrim, Early Black, Wilcox, Beckwith, Bergman et Stevens. Les cultivars Ben Lear, Searles et Crowley sont plus sensibles à cette maladie. Dans le Nord-Ouest du Pacifique, Stevens et Bergman sont les variétés les plus sensibles.

Le sablage est un moyen efficace contre cette maladie.

La réfrigération des fruits entreposés ne fait que retarder la pourriture, puisque le champignon peut survivre à de basses

températures (germination optimale à 20 °C, minimale à 8 °C).

Lutte chimique raisonnée

S'il y a présence de symptômes de la maladie, on conseille l'utilisation d'un fongicide homologué. Toutefois, la lutte chimique ne s'effectue que si les fruits récoltés sont destinés à la vente de fruits frais. En effet, les fruits qui subiront une transformation (ex. : jus) seront congelés, donc exempts de pourriture. Trois applications sont généralement nécessaires. Elles doivent être faites entre la fin de la floraison et le début du développement des fruits.

Pourriture visqueuse

NB NS PE QC TN De la maturation des fruits à la récolte

Ce type de pourriture se manifeste généralement sur les fruits en entreposage, mais il peut parfois s'observer dans les champs. Cette pourriture ne cause pas de pertes économiques importantes. *Phomopsis vaccinii* est le champignon responsable de cette pourriture. Ce champignon cause également le dépérissement des pousses.

Biologie

Ce champignon hiverne dans les plants malades, les fruits et apparemment dans les tiges asymptomatiques. Il forme des spores dans les tiges et les fruits. Les spores sont relâchées à partir de l'éclatement des bourgeons jusqu'à la récolte.

Symptômes

Les fruits infectés sont mous, sans couleur et peuvent être légèrement tachetés et ratatinés. Une substance visqueuse peut s'échapper de la surface coupée d'un fruit pourri. C'est ce qui caractérise cette maladie.



Figure 6.4 : Symptômes causés par la pourriture visqueuse

Dépistage

L'observation des champs peut révéler des signes de présence de la pourriture visqueuse, mais le seul moyen de diagnostiquer cette maladie de façon sûre est d'isoler le champignon causant la pourriture. On peut le trouver dans les tiges en santé et dans les fleurs dès juin. Plus tard, il peut être présent dans les tiges de l'année, ainsi que dans les fruits, dès

le début de leur développement. À la récolte, si plusieurs fruits sont touchés par la pourriture, il faut déterminer de quels champs ils proviennent et isoler le champignon responsable, afin d'intervenir l'année suivante.

La pourriture est favorisée par une température élevée et par la présence de plants stressés.

Méthodes de lutte

Lutte culturale

Les pratiques culturales qui favorisent la vigueur des plants (sans augmenter leur luxuriance) et qui diminuent le stress de la chaleur et de la sécheresse peuvent aider à minimiser l'incidence de cette maladie. On pense à une fertilisation et à une irrigation adéquates, ainsi qu'à un bon drainage.

Lutte chimique raisonnée

S'il y a présence de symptômes de la maladie, on conseille l'utilisation d'un fongicide homologué. Trois applications peuvent être requises pendant la floraison et dès le début du développement des fruits.

Pourriture sclérotique

NB NS PE QC TN De la fin du débourrement des bourgeons à la récolte

La pourriture sclérotique est causée par le champignon *Monilinia oxycocci*. Elle présente deux types d'infection : l'infection primaire, appelée le flétrissement des tiges et l'infection secondaire, appelée la pourriture des fruits.

Biologie

Infection primaire

Le champignon passe l'hiver dans les résidus de fruits infectés sous forme de sclérotés, lesquels sont de petites structures très dures ayant une coloration variant du brun au noir. Les sclérotés passent l'hiver sur ou dans le sol ou encore attachés à une tige. Au printemps, les taux élevés d'humidité et les températures modérées favorisent la germination des sclérotés. Ceux-ci produisent des ascospores (spores primaires) qui seront relâchées au stade du débourrement au début de la floraison. Les nouvelles tiges des plants sont souvent plus sensibles à l'infection du champignon lorsqu'elles ont une longueur de 1 à 3 cm (de ½ à 1 ¼ po).

Infection secondaire

De trois à quatre semaines plus tard, des conidies (spores secondaires) se forment sur les tiges infectées. Ces spores sont transportées jusqu'aux fleurs ouvertes via le vent et les insectes pollinisateurs. Le champignon se développe dans l'ovaire de la fleur. Par la suite, le champignon envahit les cavités, ainsi que la chair du fruit formé. À la récolte, 25 à 50 % des fruits infectés vont contenir des sclérotés. Les autres fruits se

décomposent pendant l'hiver et au printemps suivant.

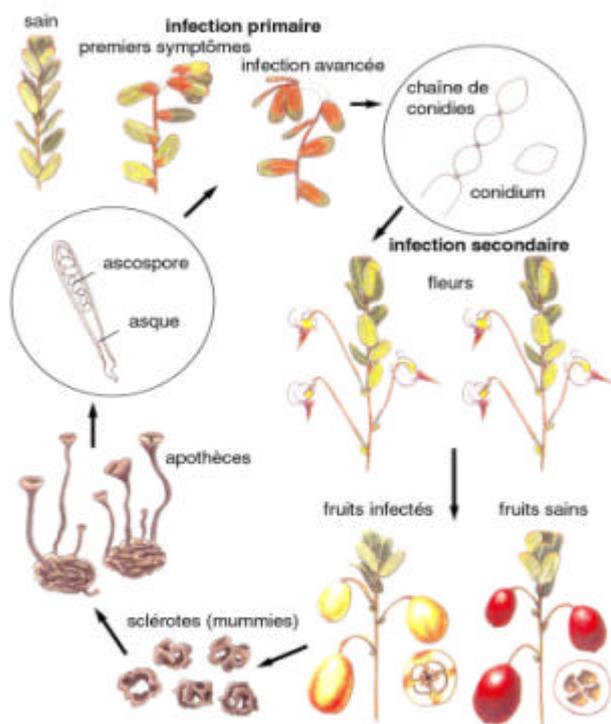


Figure 6.5 : Cycle de vie du champignon causant la pourriture sclérotique

Symptômes

Infection primaire

L'apex des nouvelles tiges infectées par le champignon flétrit et prend une couleur rouille et se recourbe. Ces symptômes apparaissent vers la troisième semaine suivant l'éclatement des bourgeons. Les tiges flétries prennent une coloration brunâtre qui se diffuse vers le bas de la plante et vers les feuilles. Des lésions en forme de « V » se forment sur les nervures des feuilles. La présence d'une poudre blanchâtre apparaît sur les tiges infectées et parfois sur les fleurs, avant ou pendant la floraison.

Après la floraison, les tiges flétries se dessèchent et deviennent cassantes. Les feuilles infectées se dessèchent également puis meurent et tombent éventuellement. L'apex de la tige desséchée peut se détacher du reste de la tige et tomber.

Infection secondaire

Les jeunes fruits infectés n'ont pas de signes externes de pourriture, bien qu'ils soient complètement envahis par le champignon. Les cavités internes des fruits présentent une substance ayant l'apparence de boules de coton. Les symptômes de pourriture deviennent visibles à l'extérieur lorsque les fruits sains commencent à rougir (vers août et septembre). Les fruits malades peuvent prendre une légère teinte rougeâtre mais ils deviennent généralement jaunes et striés de brun. Ces fruits demeurent fermes mais ils ne peuvent

pas être vendus pour le marché de fruits frais ni pour la transformation.



Figure 6.6 : Fruits infectés par le champignon causant la pourriture sclérotique, envahis de sclérotés ayant l'apparence de boules de coton

Dépistage

Le dépistage consiste en une observation des champs et s'effectue peu avant la floraison. Des pointes rouillées aux extrémités des tiges et des lésions en « V » sur les feuilles sont recherchées. Les tiges infectées sont souvent dispersées dans un champ parmi les tiges en santé. Ces dernières recouvrent habituellement les tiges malades, rendant très difficile leur détection par une simple observation. Aucun seuil d'intervention n'a été déterminé. Si on trouve facilement des tiges infectées, il est probablement justifié de donner un traitement fongicide. Les zones à risque se situent dans les endroits qui subissent de longues périodes d'humidité, tels que le long des fossés et des digues où la mousse est dense et dans les lieux saturés en sable.

La présence de fruits pourris à la récolte indique qu'il faut intervenir l'année suivante.

Méthode de lutte

Lutte culturale

Lors de la récolte, les fruits infectés et les sclérotés flottent à la surface de l'eau. Afin de diminuer les risques de propagation de la maladie, les sclérotés peuvent être retirés des champs au moment même où les fruits sains sont pompés hors de l'eau. Cette méthode est cependant longue et coûteuse. Certains producteurs trouvent efficace d'inonder à nouveau les champs après la récolte afin de ramasser les débris qui flottent contenant des sclérotés.

Puisque l'incidence de la maladie est plus importante dans les champs où le sol demeure humide pendant de longues périodes, un bon drainage est essentiel. De plus, il faut contrôler la mousse qui représente un milieu favorable à la germination des sclérotés.

Le sablage n'est pas une méthode efficace de lutte contre cette maladie. Les sclérotés ont la capacité de germer à travers le sable. Il faut donc éviter d'avoir des zones saturées de sable au printemps lors de la germination des sclérotés.

Lutte chimique raisonnée

On recommande l'application d'un fongicide homologué dans les champs où il y a présence d'infection. Il existe deux types de traitement qui dépendent de la gravité de la maladie qui s'est manifestée l'année précédente :

1. Si moins de 15 % des fruits ont été infectés, l'application du fongicide s'effectue lorsque 10 à 20 % des fleurs sont ouvertes. Une deuxième application est faite de sept à dix jours plus tard;
2. Si plus de 15 % des fruits ont été infectés, le fongicide est appliqué lorsque la moitié des nouvelles tiges ont commencé à s'allonger. Une deuxième application est requise de sept à dix jours plus tard, puis une troisième, lorsque 10 à 20 % des fleurs sont ouvertes, et finalement une dernière de sept à dix jours plus tard.

Si l'on croit que la maladie ne justifie pas quatre traitements, malgré le fait que plus de 15 % des fruits ont été touchés, il est conseillé de traiter deux fois pendant la floraison, comme dans la première approche mentionnée.

Il est important de ne pas traiter tous les champs en même temps si des variétés hâtives et tardives sont présentes. Il faut plutôt synchroniser les traitements selon le stade de développement de chaque variété.

Tache rouge des feuilles

NB NS PE QC TN

De la fin du débourrement des bourgeons à la récolte

Cette maladie produit habituellement peu de dommages. Le champignon *Exobasidium rostrupii* est responsable de cette maladie.

Biologie

Ce champignon passe l'hiver dans les tiges et les feuilles qui ont été infectées l'année précédente. Seules les feuilles et les jeunes tiges peuvent être infectées. La maladie est étroitement associée aux conditions météorologiques. Au printemps, dès le début de la croissance des plants, le champignon est actif par temps pluvieux, nuageux ou brumeux.

Une autre maladie appelée tache noire, causée par *Mycosphaerella nigromaculans*, est souvent associée à la tache rouge des feuilles. Elle entre dans les plants à la suite des lésions causées par la tache rouge, ce qui peut engendrer le dépérissement des jeunes pousses. Ces deux maladies peuvent causer de sérieux dommages aux plants de canneberges.

Symptômes

Le symptôme le plus évident est la présence de taches rouges, brillantes et circulaires à la surface des feuilles. Sous les feuilles apparaissent les spores du champignon, lesquelles se présentent sous la forme d'une poudre dense blanchâtre. Plus d'une tache rouge peuvent se développer sur une même feuille. *E. rostrupii* déforme les tissus foliaires et peut engendrer la chute prématurée des feuilles infectées. Ces taches peuvent être observées occasionnellement sur les jeunes fruits encore verts.

L'infection peut s'étendre sur les tiges aériennes et souterraines des jeunes plants en croissance via le pétiole des feuilles malades. Les portions des tiges infectées deviennent rouges et gonflées. La partie du plant au-dessus de cette zone hypertrophiée peut poursuivre sa croissance normale ou se dessécher et mourir, selon la gravité de la déformation des tissus de la tige.

Si la tache noire envahit les lésions causées par la tache rouge, cela entraîne un noircissement des lésions et les feuilles très affectées deviennent brunes. L'infection des tiges provoque l'annélation, c'est-à-dire la présence de lésions dans l'écorce qui entraîne la mort du plant ou en diminue la vigueur.



Figure 6.7 : Symptômes de la tache rouge des feuilles

Dépistage

L'observation des champs peut révéler des symptômes de cette maladie. Elle tend à être plus importante dans les parties ombragées des champs, dans les endroits où la circulation de l'air est moindre et dans les zones où le drainage est inadéquat. Les plants luxuriants, comme ceux trouvés dans les jeunes champs naturellement riches en azote, ainsi que les champs fortement fertilisés, sont particulièrement sensibles aux taches rouges des feuilles.

Méthodes de lutte

Lutte culturale

Il faut éviter les pratiques qui favorisent les plants luxuriants et l'excès de fertilisants azotés.

Un bon drainage est un gage pour limiter le développement de la maladie.

Les variétés Ben Lear et Stevens semblent plus sensibles à cette maladie.

Lutte chimique raisonnée

Il n'y a pas de produit homologué au Canada pour lutter contre la tache rouge.

Tache foliaire *Protoventuria*

NB NS PE QC TN De la fin du débourrement des bourgeons à la récolte

Cette maladie produit habituellement peu de dommages. Elle est causée par le champignon *Protoventuria myrtilli*.

Biologie

Ce champignon passe l'hiver dans les lésions des feuilles infectées. Les périthèces, organes sexués contenant les ascus à l'intérieur desquels il y a les spores, deviennent matures au milieu de l'été. L'infection des feuilles et des fruits se produit en juillet et en août. La croissance du champignon est lente.

Symptômes

De petites lésions distinctes rouges ou violettes apparaissent au début de l'automne sur les feuilles de l'année. Tard au printemps suivant, ces lésions s'élargissent mais se démarquent moins distinctement. Les feuilles infectées deviennent pauvres en chlorophylle. Les périthèces présents en juillet peuvent présenter des épines noires et proéminentes. Les feuilles manquent alors encore plus de chlorophylle et leurs lésions ressemblent à des taches maculées. Plusieurs de ces feuilles tombent prématurément.

De minces mouchetures rouges sur les fruits s'observent au milieu de l'été. Ces petites taches augmentent en nombre et en grosseur avec la saison qui progresse. Les lésions sur les fruits mûrs peuvent être jaune pâle, rouge foncé ou noires et mesurent de 1 à 2 mm (~ 1/16 po). Leur centre possède une légère dépression plus pâle que les marges et peut être coloré de minuscules points noirs.

Les petites taches sur les fruits sont superficielles et n'affectent pas la qualité des fruits. Ces derniers sont toutefois moins attirants s'ils sont vendus pour le marché frais.



Figure 6.8 : Symptômes de la tache foliaire *Protoventuria* - Périthèces noirs



Figure 6.9 : Symptômes de la tache foliaire *Protoventuria* - feuille infectée

Dépistage

Cette maladie est commune exclusivement dans les champs qui ne reçoivent pas de traitements fongicides. Une observation de ces champs peut démontrer la présence de symptômes de cette maladie.

Méthodes de lutte

Lutte chimique raisonnée

Les traitements fongicides effectués en juillet et au début août pour la pourriture des fruits sont également efficaces contre le *Protoventuria myrtilli*. On contrôle ainsi les taches sur les feuilles et on évite celles sur les fruits.

Tache annulaire

NB NS PE QC TN De la maturation des fruits à la récolte

Cette maladie ne cause généralement pas de dommages d'importance économique, sauf pour les fruits de la variété Searles qui sont plus sensibles.

Biologie

On soupçonne que cette maladie est causée par un virus. Aucun vecteur de transmission n'est connu. Il semble que cette maladie se propage seulement lors de l'utilisation de plants infectés lors de nouvelles plantations.

Symptômes

Les symptômes de cette maladie s'observent habituellement sur les fruits. Ces derniers portent alors des anneaux de couleur pâle, de diverses formes et couleurs selon la variété. Dans la variété Howes, les anneaux sont plus évidents car ces fruits

sont rouge foncé. Ces anneaux sont souvent plus foncés au centre qu'à l'extérieur. La variété Early Black présente plutôt des taches pâles circulaires. Les taches sur la Searles apparaissent moins nettement, mais les fruits sont souvent déformés, démontrant une brûlure à leur base. Dans certains cas, les fruits entiers peuvent être brûlés.

Les feuilles peuvent parfois porter des symptômes de cette maladie. Elles se colorent d'anneaux pâles et rougeâtres, comme elles le font normalement à l'automne.

Cette maladie est systémique, c'est-à-dire qu'elle affectera toutes les tiges aériennes d'une même tige souterraine et tous les fruits d'une même tige aérienne. Pourtant, ni la vigueur des plants ni leur fructification ne seront affectées. Seuls les fruits de la variété Searles perdront de leur qualité.

Voir photo dans le Compendium of Blueberry and Cranberry Diseases (Caruso et Ramsdell, 1995)

Méthodes de lutte

Lutte culturale

La meilleure façon de prévenir la maladie est d'utiliser des plants non infectés lors de la plantation de nouveaux champs.

Tableau 6.1 : Caractéristiques des maladies retrouvées dans la culture de canneberges * Fruits infectés l'année précédente

MALADIES & CHAMPIGNONS	PARTIES TOUCHÉES	SYMPTÔMES	LUTTE PHYSIQUE	LUTTE CHIMIQUE
Dépérissement des pousses <i>Phomopsis vaccinii</i> et <i>Synchronoblastia crypta</i>	Nouvelles pousses (stade élongation)	Jaunissement des extrémités des tiges. Feuilles bronzées ou oranges puis brunissent et tombent.	Irrigation adéquate. Réduction d'une déficience en oxygène. Réduction des meurtrissures faites aux fruits pendant la récolte. Sablage et inondation (vigueur des plants). Éviter les plants luxuriants.	Traitement fongicide Lorsque les tiges au stade d'élongation mesurent 1 cm (? po).
	Plants	Mort à partir du haut jusqu'aux tiges souterraines.		
	Fruits	Déssèchement si sont présents sur tige infectée.		
Pourriture hâtive des fruits <i>Phyllostica vaccinii</i>	Fruits	Tache pâle petite puis en anneaux concentriques foncés. Plissement et ramollissement.	Sablage. Bon drainage. Retrait des débris flottants à la récolte. Réfrigération des fruits entreposés.	Traitements fongicides 1) 10 à 20 % floraison 2) 10 jours plus tard 3) 10 jours plus tard si nécessaire.
	Fleurs	Flétrissement et décoloration (brunissement possible) Présence de fructifications noires.		
	Feuilles	Taches irrégulières rouge brunâtre. Présence de fructifications noires.		
Pourriture tardive des fruits <i>Godronia cassandrae</i>	Fruits	Ramollissement d'une partie clairement démarquée. Sensation élastique au toucher. Production de gaz. Rétrécissement, jaunissement et déformation.	Sablage. Bon drainage. Retrait des débris flottants à la récolte. Éviter l'excès de fertilisants azotés. Éviter les longues périodes d'inondation.	Traitement fongicide (si fruits destinés au marché frais) Trois applications entre la fin de la floraison et le début du développement des fruits.
	Feuilles	Taches rouge brunâtre à la surface. Taches deviennent grises ou bronzes au centre avec un contour foncé. Tissus adjacents rouge brillant ou foncé.		
Pourriture visqueuse <i>Phomopsis vaccinii</i>	Fruits	Ramollissement et décoloration. Ratinement et apparition de petites taches. Présence d'une substance visqueuse si fruit est coupé.	Pratiques culturales favorisant la vigueur des plants Éviter les plants luxuriants et le stress de la chaleur et de la sécheresse	Traitement fongicide Trois applications, pendant la floraison et dès le début du développement des fruits.

MALADIES & CHAMPIGNONS	PARTIES TOUCHÉES	SYMPTÔMES	LUTTE PHYSIQUE	LUTTE CHIMIQUE
Pourriture sclérotique <i>Monilinia oxycocci</i> (Syn. : <i>Sclerotinia oxycocci</i>)	Apex des tiges	Flétrissement, coloration rouille et recourbement. Dessèchement et chute.	Bon drainage Retrait des débris flottants à la récolte Contrôle de la mousse Éviter une saturation en sable	Traitements fongicides Si plus de 15 % des fruits infectés : * 1) ½ des nouvelles tiges allongées 2) 7 à 10 jours plus tard 3) 10 à 20 % des fleurs ouvertes 4) 7 à 10 jours plus tard. Si moins de 15 % des fruits infectés : * 1) 10 à 20 % des fleurs ouvertes 2) 7 à 10 jours plus tard.
	Feuilles	Lésions en forme de V sur les nervures. Dessèchement, mort et chute.		
	Tiges	Présence d'une poudre blanchâtre. Flétrissement et dessèchement.		
	Fruits	Présence de « boules de coton » à l'intérieur. Fruits mûrs fermes, jaunes striés de brun. Formation de sclérotés foncés, durs et desséchés.		
Tache rouge des feuilles <i>Exobasidium rostrupii</i> (Syn. : <i>E. vaccinii</i>)	Feuilles	Taches rouges et brillantes à la surface. Présence d'une poudre dense blanchâtre sous la surface. Déformation des tissus foliaires.	Bon drainage Éviter les plants luxuriants Éviter l'excès de fertilisants azotés	Aucune
	Tiges (aériennes et outerraines)	Coloration rouge et gonflement. Dessèchement et mort au-dessus de la zone infectée.		
Tache foliaire Protoventuria <i>Protoventuria myrtilli</i> (Syn. : <i>Gibbera m.</i>)	Feuilles	Lésions rouge violacé avec points noirs au centre. Appauvrissement en chlorophylle. Présence possible d'appendices noires proéminentes. Chute possible des feuilles. Taches rouges, jaunes ou noires, points noirs au centre.	Pratiques culturales sans effet	Le traitement fongicide effectué pour la pourriture des fruits est efficace contre <i>P. myrtilli</i>
Tache annulaire	Fruits	Présence d'anneaux de couleur pâle Brûlure à la base (Searles)	Utilisation de plants non infectés lors de la plantation	Aucune

Tableau 6.2 : Chronologie des symptômes des maladies retrouvées dans la culture de canneberges

Maladies	Débourrement des bourgeons		Floraison		Nouaison		Développement et maturation des fruits Formation des bourgeons	
	Mai	Juin	Juillet	Acût	Septembre			
Dépérissement des pousses	Présence du champignon*	Présence du champignon	Jauhnissement à l'apex	Présence du champignon Coloration orangée, brunâtre puis chute			Dessèchement Mort des plants	
Pourriture hâtive	Mort possible Taches rouge brunâtre et fructifications noires		Tache pâle puis anneaux concentriques foncés Plissement et décoloration	Brunissement à l'apex possible			Ramollissement	
Pourriture tardive		Taches rouge brunâtre	Agrandissement des taches devenant grises à bordure noire				Chute possible	
Pourriture visqueuse							Ramollissement, rétrécissement et jaunissement Production de gaz et sensation élastique au toucher	
Pourriture sclérotique		Flétrissement, coloration rouille, recourbement, dessèchement et chute possible de l'apex		Lésions en V sur nervures, dessèchement, mort et chute Parfois poudre blanche Présence d'une poudre blanchâtre			Ramollissement, plissement, décoloration et apparition de petites taches Présence d'une substance visqueuse à l'intérieur	
Tache rouge des feuilles		Taches rouges et brillantes à la surface et poudre dense blanchâtre en-dessous		Coloration rouge et gonflement puis dessèchement et mort			Chute prématurée	
Tache foliaire Protoventuria		Elargissement des lésions et moisissures noires	Moissures avec appendices noires	Taches rouges, jaunes ou noires avec points noirs			Lésions rouge violet Chute prématurée possible	

*Présence du champignon : signifie que le champignon peut être isolé en milieu de culture à cette période dans cette partie de la plante.

Légende :

Tiges de l'année en cours	Fleurs
Tiges de l'année précédente	Fruits
Tiges aériennes et souterraines	
Feuilles de l'année en cours	
Feuilles de l'année précédente	
Plants complets	

CHAPITRE 7 : LES MAUVAISES HERBES⁵

Les mauvaises herbes constituent un problème inévitable auquel le producteur de canneberges doit faire face. En effet, les mauvaises herbes et les plants de canneberges se disputent l'eau, la lumière, l'espace et les nutriments. De plus, les mauvaises herbes servent d'hôtes à plusieurs insectes et maladies. Elles peuvent causer des pertes de rendement et doivent donc être gérées efficacement.

Une mauvaise herbe se définit comme étant une plante indésirable qui cause du tort à une culture spécifique. C'est une bonne colonisatrice qui peut posséder un taux de germination élevé, une reproduction vigoureuse et une croissance rapide.

Les graines des mauvaises herbes peuvent être introduites dans les champs par différents vecteurs tels que le vent, l'eau, les animaux, l'humain et la machinerie. Le vent et l'eau disséminent facilement les graines et peuvent les transporter sur une grande distance. Plusieurs travaux effectués par l'humain peuvent causer la dispersion des mauvaises herbes. On peut penser par exemple à la plantation de nouveaux champs à l'aide de plants provenant de champs remplis de mauvaises herbes ou à l'épandage de sable contenant des graines ou des rhizomes de mauvaises herbes. La machinerie sert également d'agent de dissémination lorsque les mesures d'hygiène ne sont pas adéquates.

La distribution des mauvaises herbes dans un champ est principalement influencée par le type de sol, le pH et l'humidité du sol, l'espace disponible ainsi que l'effet de bordure. Les mauvaises herbes ont, selon l'espèce, des préférences spécifiques pour les conditions du milieu. De cette façon, certaines mauvaises herbes peuvent être des plantes indicatrices de problèmes dans le milieu.

Tableau 7.1 : Exemples d'espèces de plantes indicatrices du milieu

Conditions	Espèces de mauvaises herbes
Compaction du sol	Renouée des oiseaux
Manque d'azote	Légumineuses (p. ex. : trèfles, lupuline)
Problème de drainage	Souchets
pH alcalin	Plantains, trèfle, potentille ansérine
Humidité de surface excessive	Mousses et algues



Figure 7.1 : Plantain majeur

Dépistage Identification

Pour gérer adéquatement les mauvaises herbes, le producteur doit connaître les espèces présentes, déterminer leur emplacement dans les champs et connaître leur cycle de vie. On conseille fortement l'utilisation d'un guide d'identification avec des photos en couleur ou la recherche de renseignements sur Internet.

⁵ Les renseignements présentés dans ce chapitre sont tirés en partie du Guide d'identification des mauvaises herbes du Québec (Bouchard et Néron, 1998) et de A field guide to common weeds of cranberries in Southeastern Massachusetts (Sandler et Else, 1995).

À noter qu'aucune identification officielle des mauvaises herbes spécifiques à la culture des canneberges n'est disponible pour l'Est canadien. Le dépistage s'effectue selon les données du Massachusetts puisqu'il n'y pas eu développement de méthodes propres à l'Est du Canada.

Voir l'annexe E : Pour en savoir plus

Les plantes considérées comme mauvaises herbes sont classées en trois groupes distincts : les monocotylédones (graminées, cypéracées, etc.), les dicotylédones (feuilles larges) et les ptéridophytes (prèles, fougères, lycopodes). Parmi ces divisions, on retrouve des plantes annuelles, bisannuelles ou vivaces. Une plante annuelle accomplit son cycle biologique complet (germination, floraison, production de semences et mort) en une seule année. Dans certains cas, la plante effectue son cycle biologique en deux ans et est appelée plante bisannuelle. Les plantes annuelles et bisannuelles se reproduisent uniquement par les graines. Une plante vivace se dit d'une plante dont le développement et la floraison s'étendent sur plusieurs années; selon l'espèce, elle peut se reproduire à l'aide de graines, de rhizomes, de stolons, de tubercules ou de spores.

Monocotylédones (graminées, cypéracées, etc.)

Ce sont des plantes à fleurs dont la graine ne contient qu'un cotylédon (première feuille de la plantule). Les graminées et les cypéracées font partie de ce groupe. Les graminées sont des plantes aux fleurs discrètes réunies en épis ou en panicules. Certaines graminées sont annuelles, alors que d'autres sont vivaces. Les cypéracées sont des plantes de milieu humide, voisines des graminées, mais dont la tige est triangulaire (p. ex. : le souchet, le scirpe) alors que les joncacées ont des tiges et des feuilles rondes.

L'identification des monocotylédones est fondée sur la morphologie de plusieurs parties spécifiques de la plante. On doit observer :

- La forme de la gaine et du limbe;
- Le type de ligule;
- La zone du collet;
- Le tallage (développement végétatif);
- Les épillets et l'inflorescence;
- La graine.

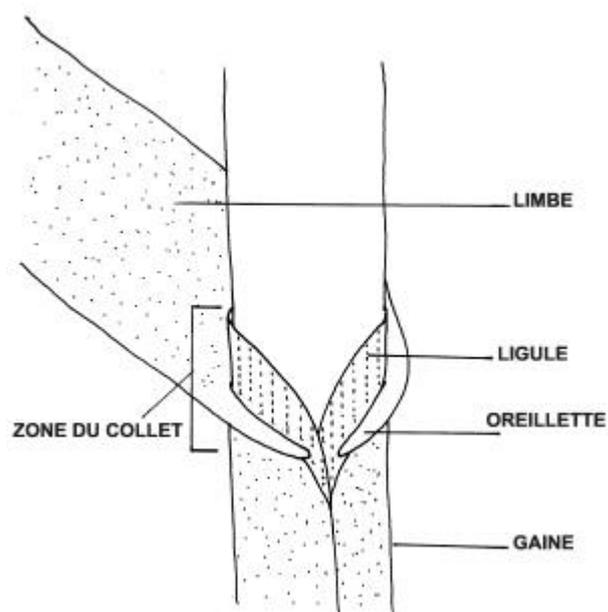


Figure 7.2 : Morphologie d'une tige de monocotylédone

L'identification des monocotylédones n'est pas facile à accomplir. Le producteur de canneberges peut rencontrer des difficultés surtout au niveau de la différenciation des graminées, des joncs et des carex. Voici un tableau résumant les caractéristiques de chacun.

Tableau 7.2 : Différences entre graminées, joncs et carex

Éléments	Graminées	Carex	Joncs
Tige	Ronde	Triangulaire	Ronde
Feuilles	Souvent planes	Souvent en V	Souvent réduites, tubulaires
Feuilles	Sur deux plans	Sur trois plans	Peu nombreuses
Fruit	Une simple graine	Une simple graine	Plusieurs graines
Nœud	Présent	Absent	Absent
Ligule	Généralement présente	Absente	Absente

Dicotylédones (feuilles larges)

La graine de ces plantes possède deux cotylédons. Ce sont les deux premières feuilles qui émergent du sol lors de la germination de la graine. Ce groupe constitue les mauvaises herbes à feuilles larges.

On identifie les dicotylédones selon :

- La forme des cotylédons;
- La morphologie des feuilles (forme et découpe du limbe);
- Le type de développement (plante à tige ou en rosette, feuilles alternes ou opposées).

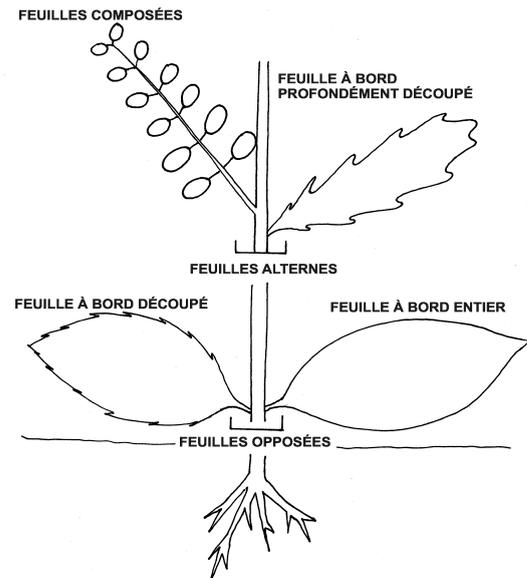


Figure 7.3 : Morphologie de différentes feuilles de dicotylédones

Tableau 7.3 : Différences entre graminées et plantes à feuilles larges

Caractéristiques	Monocotylédones (graminées, cypéracées, etc.)	Dicotylédones (feuilles larges)
Feuilles	Étroites, toutes semblables; À nervures parallèles;	Plus ou moins larges, formes variables; À nervures plus ou moins ramifiées;
Fleurs	Peu apparentes;	Souvent très colorées;
Types	Herbacées;	Ligneuses et herbacées.

Ptéridophytes (prèles, fougères et lycopodes)

Ce sont des plantes vivaces ne produisant ni fleurs ni graines mais se reproduisant par spores. Leur reproduction se fait principalement de façon végétative par tiges souterraines (rhizomes) ou par tiges aériennes (stolons). Les ptéridophytes regroupent les prèles, les fougères et les lycopodes. Ces plantes ne comportent que peu d'espèces dans les cannebergières.



Figure 7.4 : Fougères

Portrait des champs

Le relevé des mauvaises herbes indique les espèces présentes et leur emplacement. Ils peuvent prendre la forme de cartes représentant l'abondance des mauvaises herbes présentes. Ces cartes montrent le niveau de tolérance et le degré d'infestation de chaque espèce. Le niveau de tolérance définit les priorités de contrôle décrites ci-dessous.

Le niveau de tolérance correspond au pourcentage de recouvrement au-delà duquel la présence de la mauvaise herbe n'est plus acceptable.

Les mauvaises herbes sont classées selon leur aptitude à envahir le milieu, leur degré de compétition avec les plants en culture et le niveau de contrôle qu'elles requièrent. Une charte de priorité, qui a été établie au Massachusetts, présente le niveau de tolérance à avoir envers les différentes espèces.

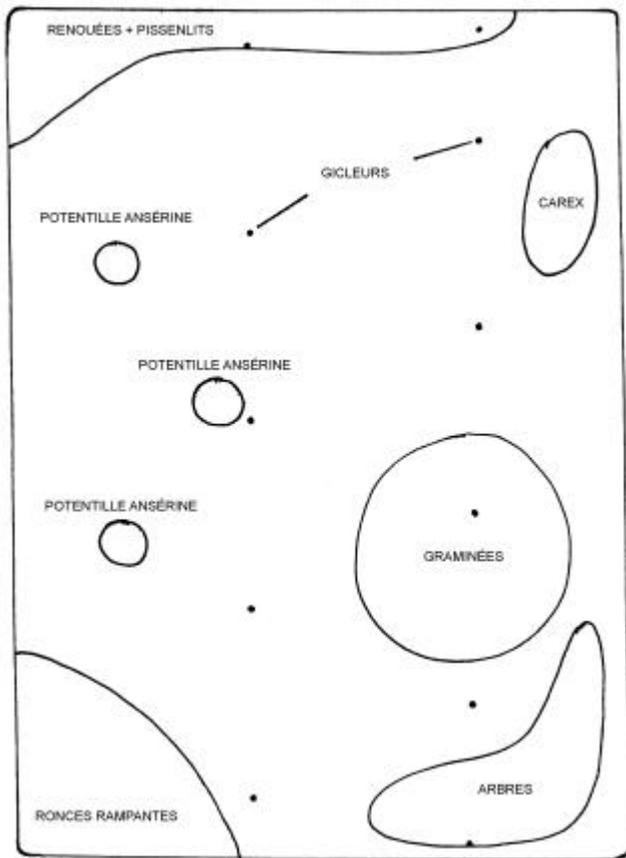


Figure 7.5 :Portrait d'un champ

Priorités de contrôle⁶

Priorité 1—Tolérance zéro

Les mauvaises herbes de ce groupe causent des pertes sévères de rendement. Elles peuvent même faire mourir les plants de canneberges. Elles envahissent rapidement le milieu et il est difficile et coûteux de les contrôler. Elles doivent être éliminées dès leur apparition dans un champ. Plusieurs de ces espèces ont un port rampant.

Exemples : ronce hispide, potentille ansérine.



Figure 7.6 : Potentille ansérine



Figure 7.7 : Cuscuta

Priorité 2—Tolérance faible

Ce sont des mauvaises herbes moins dommageables que celles du premier groupe. Elles sont tout de même agressives.

Exemples : verge d'or, asters.



Figure 7.8 : Verge d'or

⁶ Source : A Field Guide to Common Weeds of Cranberries in Southern Massachusetts (Sandler et Else, 1995)

Priorité 3—Tolérance moyenne

Les mauvaises herbes de ce groupe peuvent réduire le rendement, toutefois l'effet est faible. La croissance et la propagation de ces plantes sont relativement lentes. Il est moins difficile de les contrôler que de contrôler les groupes précédents.

Exemples : carex, cassandre caliculé, trèfles.



Figure 7.9 : Trèfle blanc



Figure 7.10 : Cassandre caliculé

Priorité 4—Tolérance élevée

Ces mauvaises herbes s'observent généralement dans les endroits pauvres, dénudés ou au bord des champs. La plupart sont faciles à contrôler. On peut y arriver en corrigeant la faible couverture des champs.

Exemples : bident, vergerettes, graminées annuelles.



Figure 7.11 : Bident

Ces niveaux de tolérance restent flexibles ; chaque producteur doit ajuster ce système selon les caractéristiques de sa ferme.

Voir le tableau 7.4 : Priorités de contrôle des mauvaises herbes dans la culture de canneberges

Tableau 7.4 : Priorités de contrôle des mauvaises herbes dans la culture de canneberges

Type	Nom français	Nom anglais	Nom latin
Priorité 1	Cuscute	Dodder	<i>Cuscuta spp.*</i>
	Potentille ansérine	Cinquefoil silverweed	<i>Potentilla anserina</i>
	Potentille simple	Old-field Cinquefoil	<i>Potentilla simplex</i>
	Ronce hispide	Blackberry trailing	<i>Rubus hispidus</i>
Priorité 2	Aster	Aster	<i>Aster spp.</i>
	Verge d'or	Goldenrod	<i>Solidago spp.</i>
Priorité 3	Carex	Sedge	<i>Carex spp.</i>
	Cassandre caliculé ou faux bleuets	Leatherleaf	<i>Chamaedaphne calyculata</i>
	Jonc	Rush	<i>Juncus spp.</i>
	Millepertuis	St. John's wort	<i>Hypericum spp.</i>
	Rorippe d'Islande	Marsh Yellow Cress	<i>Rorippa islandica</i>
	Saule	Willow	<i>Salix spp.</i>
	Trèfle	Clover	<i>Trifolium spp.</i>
	Vesce jargeau	Tufted vetch	<i>Vicia cracca</i>
Priorité 4	Bident	Beggarticks	<i>Bidens spp.</i>
	Bouleau	Birch	<i>Betula spp.</i>
	Digitaire sanguine	Large crab-grass	<i>Digitaria sanguinalis</i>
	Échinochloa pied-de-coq	Barnyard grass	<i>Echinochloa crusgalli</i>
	Épilobe	Willow-herb	<i>Epilobium spp.</i>
	Érable rouge	Red maple	<i>Acer rubrum</i>
	Panic capillaire	Witch grass	<i>Panicum capillare</i>
	Penthorum faux-orpin	Ditch Stonecrop	<i>Penthorum sedoides</i>
	Peuplier faux-tremble ou tremble	Aspen poplar	<i>Populus tremuloides</i>
	Potentille de Norvège	Rough cinquefoil	<i>Potentilla norvegica</i>
	Prêle des champs ou queue de renard	Horsetail Fern or Field Horsetail	<i>Equisetum arvense</i>
	Pycnanthème verticillé	Verticillate Mountain-Mint	<i>Pycnanthemum verticillatum</i>
	Renouée	Smartweed	<i>Polygonum spp.</i>
	Sétaire glauque	Yellow foxtail	<i>Setaria glauca</i>
	Sphaigne	Sphagnum	<i>Sphagnum spp.</i>
	Spirée	Meadowsweet	<i>Spiraea spp.</i>
	Vergerette	Fleabane	<i>Erigeron spp.</i>

Source : A field guide to common weeds of cranberries in southeastern Massachusetts (Sandler et Else, 1995)

* Spp signifie qu'il existe plus d'une espèce pour le même genre

Seuil d'intervention

Aucun seuil d'intervention n'est disponible pour les mauvaises herbes.

Méthodes de lutte

Lutte culturale

Provenance du sable et des vignes

Lors de la réalisation d'un nouveau champ ou du sablage, il est important d'utiliser du sable excavé plutôt que du sable de surface. Ce dernier risque de contenir une plus grande quantité de graines de mauvaises herbes qui ont été disséminées par le vent. Il faut également s'assurer que les boutures de canneberges servant à la plantation proviennent d'un champ contenant un minimum de mauvaises herbes. Pour plus de sûreté, il est préférable de visiter ce champ avant qu'il ne soit coupé.

Un bon drainage des champs peut minimiser l'incidence des mauvaises herbes. Certaines mauvaises herbes préfèrent les endroits humides. Leur croissance sera donc freinée par un drainage adéquat. Le drainage favorise également la croissance des plants de canneberges. Une haute densité de plants sains entrera en compétition de façon plus efficace avec les plantes envahissantes.

Contrairement à la plupart des mauvaises herbes, la canneberge croît plus efficacement dans un sol acide, d'un pH idéalement entre 4,0 et 5,0 (Eck, 1990). Le maintien d'un pH adéquat à la culture nuira donc à la croissance de plusieurs espèces indésirables.

Une déficience en nutriments ou une compaction du sol peut nuire à la santé des plants de canneberges et favoriser l'envahissement de certaines espèces de mauvaises herbes. Il est donc important de s'assurer que la fertilisation est adéquate et que le sol est suffisamment aéré.

Des champs propres et bien soignés réduiront la propagation des mauvaises herbes. Des digues engazonnées et tondues au besoin serviront d'obstacles à la dissémination des graines et réduiront l'établissement de ces plantes indésirables.

Le retrait des débris flottants après la récolte aide à éliminer des graines qui peuvent être présentes dans ces résidus.

Lutte mécanique

Le sarclage manuel peut être une alternative aux herbicides. Pour certaines mauvaises herbes tenaces, c'est le meilleur moyen de lutte permettant leur élimination. Il est important de noter que dans le cas des vivaces, il faut s'assurer d'arracher toutes leurs racines, sinon la plante risque de se multiplier. S'il y a peu de mauvaises herbes, le sarclage est généralement utilisé en combinaison avec les herbicides en application localisée.

Lutte biologique

Les méthodes de lutte biologique contre les mauvaises herbes sont très limitées. Dans la nature, certains insectes attaquent

les mauvaises herbes et jouent un rôle dans le maintien de la culture (p. ex. : *Chrysolina* sp. sur le millepertuis). Il existe certains bioherbicides à base de virus ou de champignons qui attaquent des mauvaises herbes. Par contre, ces méthodes n'ont pas encore été développées dans la culture des canneberges et aucun produit n'y est homologué.

Lutte chimique raisonnée

L'application d'herbicides est une méthode utile et couramment pratiquée pour lutter contre la plupart des mauvaises herbes. Pour être efficace, l'herbicide doit être présent à l'endroit désiré et en quantité suffisante pour être actif au moment où les mauvaises herbes visées sont les plus sensibles.

L'herbicide agit en interrompant une fonction essentielle de la plante (p. ex. : photosynthèse, formation de protéines, croissance racinaire, etc.) Le succès d'un traitement dépend notamment du mode d'action de l'herbicide, de sa localisation à l'intérieur de la plante et de sa persistance dans l'environnement.

L'efficacité de l'herbicide peut également dépendre de facteurs qui ne peuvent pas être contrôlés par le producteur. Le pH du sol, la température, l'humidité et la matière organique sont tous des facteurs qui ont un effet sur l'efficacité d'un herbicide. Certains herbicides se volatilisent facilement dans l'air. Si un herbicide est absorbé par une plante non sensible, celle-ci ne sera pas affectée.

Chaque herbicide élimine une liste de mauvaises herbes spécifiques. Il est donc important de bien identifier les espèces de mauvaises herbes présentes et de choisir l'herbicide approprié.

On peut diviser les herbicides en deux groupes : les pré-émergents et les post-émergents. Les herbicides pré-émergents nuisent à la germination ou, plus souvent, interfèrent avec l'enracinement ou la croissance des plantules. Les herbicides post-émergents s'appliquent après le développement des mauvaises herbes, à un stade bien défini.

Les herbicides doivent être gérés avec soin si l'on veut en tirer le maximum d'efficacité. Le choix et l'application d'un herbicide devraient être fondés sur les espèces de mauvaises herbes présentes, leur priorité, leur quantité et leur distribution. Il est important d'utiliser de préférence un herbicide homologué de faible toxicité. Il faut consulter un conseiller ou un spécialiste pour le choix de la matière active à préconiser. Bien lire l'étiquette avant l'utilisation et suivre attentivement les recommandations.

Tableau 7.5 : Herbicides contrôlant les différentes mauvaises herbes dans la culture de canneberges

Espèce de mauvaises herbes	POAST ULTRA	2,4-D AMINE	LONTREL	ROUND UP, GLYPHOS, TOUCHDOWN	DEVIRINOL	CASORON	Espèce de mauvaises herbes	POAST ULTRA	2,4-D AMINE	LONTREL	ROUND UP, GLYPHOS, TOUCHDOWN	DEVIRINOL	CASORON
Amarante spp.*					X	X	Moutarde spp.		X		X		X
Amarante à racine rouge		X		X	X	X	Moutarde des chiens		X				
Armoise absinthe				X		X	Panic capillaire	X					X
Barbarée vulgaire		X					Pâturin spp.				X		X
Bourse-à-pasteur				X		X	Petite oseille			X	X		X
Céraiste vulgaire		X				X	Pissenlit		X				X
Chardon des champs		X	X	X		X	Plantain spp.			X			X
Chardon vulgaire		X				X	Pourpier potager		X			X	X
Chénopode blanc		X		X	X	X	Prêle des champs						X
Chiendent	X			X		X	Prunelle vulgaire		X				
Digitaire sanguine	X					X	Renoncule spp.		X		X		
Échinochloa pied-de-coq	X			X	X		Renouée des oiseaux					X	X
Herbe à poux (grande)		X				X	Renouée liseron			X	X		X
Herbe à poux (petite)			X	X		X	Renouée persicaire				X		X
Ivraie vivace						X	Renouée spp.		X				
Laiteron spp.				X		X	Salicaire pourpre				X		X
Laiteron des champs		X	X	X		X	Sénéçon spp.		X			X	X
Laiteron potager		X	X	X	X	X	Sénéçon vulgaire			X			X
Laitue scariote		X		X	X		Sétaire glauque	X				X	
Lépidie densiflore		X					Souchet comestible				X		X
Liseron spp.				X		X	Stellaire moyenne		X		X	X	X
Liseron des champs		X					Tabouret des champs		X		X		
Marguerite blanche			X				Trèfle hybride			X			
Matricaire inodore			X				Vesce spp.			X	X		X
Marguerite blanche			X				Vesce jargeau			X			
Matricaire odorante		X	X		X								

* Spp. signifie qu'il existe plusieurs espèces pour un même genre

Source : Utilisation sécuritaire des pesticides, p. 9 à 52. Dans *Guide de gestion intégrée des ennemis du pommier* (Morin et al, 2001)

CHAPITRE 8 : LES PESTICIDES⁷

Nature et formulation des pesticides

Les produits de lutte antiparasitaire, appelés dans ce guide « pesticides » (malgré qu'il s'agisse d'un anglicisme), sont des produits potentiellement dangereux mais la plupart du temps essentiels à une production rentable dans la culture de la canneberge.

Pour préciser le type de pesticide utilisé selon la cible visée, on emploie les termes suivants :

Type de pesticide	Organisme visé
Bactéricide	bactéries
Fongicide	champignons
Herbicide	végétaux
Insecticide	insectes
Nématicide	nématodes

Composition d'un pesticide

La formulation commerciale d'un pesticide est composée d'une ou de plusieurs matières actives auxquelles sont ajoutés d'autres produits, qualifiés d'inertes ou d'adjuvants. Ces produits sont incorporés lors de la fabrication du pesticide. Ils ont un effet important sur l'efficacité de la matière active, entre autres en améliorant la stabilité physique ou chimique de la formulation.

Parmi ces produits, on trouve entre autres :

Les solvants

(distillats de pétrole tels que naphta, xylènes, alcools et glycols)

Ils dissolvent la matière active dans les formulations liquides, telles que les émulsions concentrées (EC), les solutions (SN) et les suspensions concentrées (SC). En raison de la toxicité des solvants, tout produit contenant plus de 10 % de distillats de pétrole est automatiquement considéré comme poison, qu'il contienne ou non un pesticide.

Les stabilisants

(tampons pH, antioxydants)

Ils limitent la dégradation de la matière active pouvant être provoquée par les acides, les bases, la lumière ou tout autre agent susceptible d'être présent dans le produit, la bouillie ou l'environnement.

Les tensioactifs

(émulsifiants, surfactants, mouillants)

Ils diminuent la tension superficielle de l'eau, améliorant ainsi :

- L'étalement de la bouillie sur la plante et sur les ravageurs;
- L'adhérence aux parties traitées;
- La résistance au lessivage.

⁷ Les renseignements présentés dans ce chapitre sont tirés en partie de Utilisation sécuritaire des pesticides, du Guide de gestion intégrée des ennemis du pommier (Morin et al., 2001) et de Pesticides et agriculture : bon sens, bonnes pratiques (Bourque et al., 1996).

Les agents antimoussants

Ils réduisent la formation de mousse créée lors de l'agitation.

Types de formulations

Les principales formulations utilisées dans la culture de la canneberge sont les suivantes :

Tableau 8.1 : Types de formulation des pesticides homologués dans la culture de canneberges

WP, W *	Poudre mouillable, « wettable powder »
L, Li	Liquide
EC, E	Émulsion concentrée
Sachet soluble	Instapak, Solupak, etc.
DF, WG, WDG	Granulés mouillables, « dry flowable »
G, GR	Granules pour épandage au sol

* On observe souvent ces lettres à la fin des noms des pesticides (p. ex. : Malathion 85 EC).

Pesticides homologués

La *Charte des pesticides homologués dans la culture des canneberges* au Canada présente une liste des pesticides que l'on peut utiliser dans les cannebergières. Cette liste peut changer d'année en année; il est donc important de se procurer à chaque année la charte de l'année en cours. Bien qu'homologués au Canada, ces produits ne le sont pas nécessairement aux États-Unis. Avant de les utiliser, il importe de vérifier la possibilité d'exporter la récolte vers ce pays.

Il faut se rappeler que l'utilisation de ces produits ne constitue qu'un des moyens dont disposent les producteurs pour protéger leur récolte.

Bien qu'ils soient indispensables en maintes occasions, les pesticides ne peuvent fournir une solution à tous les problèmes. De plus, ils ne remplacent pas une bonne régie de la production et n'éliminent pas l'usage d'autres produits (biopesticides, parasitoïdes et prédateurs) lorsque ceux-ci sont disponibles.

Lois et règlements

La présente section résume les principaux articles des lois et des règlements qui peuvent s'appliquer à la production de canneberges. Les renseignements sont fournis à titre indicatif et n'ont aucune valeur juridique. Les textes de loi sont disponibles auprès du gouvernement concerné. Vous pouvez consulter les textes des lois provinciales et canadiennes dans Internet aux adresses suivantes :

<http://doc.gouv.qc.ca/home.php>

http://canada.justice.gc.ca/loireg/index_fr.html

Homologation, usages et commercialisation des pesticides : La Loi sur les produits antiparasitaires

L'homologation, l'importation, la fabrication et le transport des pesticides sont régis par la Loi sur les produits antiparasitaires, sous la responsabilité de l'Agence de réglementation de la lutte antiparasitaire (ARLA). L'ARLA est un organisme rattaché à Santé Canada.

Tous les renseignements apparaissant sur l'étiquette des pesticides sont également régis par cette loi canadienne. Les étiquettes renseignent sur le produit, sa formulation, son mode d'emploi et présentent des mises en garde et des directives quant aux premiers soins à donner en cas d'intoxication.

Il est interdit d'utiliser un pesticide de façon non conforme à l'étiquette, tout comme il est interdit d'utiliser des produits qui ne détiennent pas l'homologation canadienne pour la culture ciblée ou l'usage visé.

En vertu de la Loi, l'étiquette indique aussi la période minimale qui doit être observée entre la dernière application d'un produit et la récolte. Il est important de respecter scrupuleusement ces délais d'application avant la récolte ainsi que la dose maximale à appliquer, de façon à ne pas dépasser les limites maximales de résidus sur les fruits établies par la Loi sur les aliments et drogues.

Dans tous les cas, il est nécessaire de bien lire l'étiquette avant d'utiliser un produit, ceci afin d'éviter de faire toute erreur pouvant avoir des conséquences fâcheuses, voire désastreuses.

Renseignements sur les pesticides

Un réseau canadien de renseignements sur les pesticides concernant l'homologation, les précautions à prendre, les renseignements sur les étiquettes, etc. a été mis sur pied par l'ARLA et est accessible sans frais :

Tél. : 1-800- 267-6315

Courriel : pmra_infoserv@hc-sc.gc.ca

Internet : <http://www.hc-sc.gc.ca/pmra-arla>

À propos des résidus

Une réputation de qualité s'installe lentement...et se démolit dans le temps de le dire. Ainsi, la présence de résidus au-delà des normes sur les fruits à la récolte peut entraîner de lourdes conséquences : risques pour la santé des consommateurs et des consommatrices, saisie et destruction de la récolte (sans possibilité d'être dédommagé par des assurances agricoles), perte de confiance des consommateurs, des acheteurs et à une plus grande échelle, dégradation de l'image du produit, laquelle nuit à tous les producteurs.

Ces quelques trucs permettent d'éviter tout risque de dépassement des normes de résidus :

- Respecter scrupuleusement les délais entre l'application des différents produits et la récolte selon les recommandations du fabricant;
- Ne jamais dépasser la dose ni le nombre d'applications recommandées;
- N'employer que les produits homologués pour la culture de la canneberge;
- Pour les fruits destinés à l'exportation, veiller soigneusement à n'employer que les produits homologués à la fois au Canada et dans le pays destinataire;
- S'assurer que le pulvérisateur est bien ajusté;
- Garder un registre détaillé des applications effectuées et des produits utilisés.

Résidus de pesticides sur les fruits : la Loi sur les aliments et drogues

Cette loi canadienne fixe les niveaux maximaux de résidus de pesticides permis sur les fruits et les légumes. Un programme d'inspection des récoltes avant et au moment de la vente assure un approvisionnement en aliments sans risque pour la santé des consommateurs et des consommatrices.

Idéalement, la récolte ne devrait contenir aucun résidu détectable, ce qui est possible en gérant efficacement l'utilisation des pesticides. Pour les pesticides non homologués, la limite maximale de résidus tolérée sur les aliments au Canada est de 0,1 ppm (partie par million). Aux États-Unis, cette limite par défaut est de 0.

Importation et exportation de produits végétaux : La Loi sur la protection des végétaux

Cette loi canadienne vise à prévenir l'importation, l'exportation et la propagation des maladies et des insectes nuisibles ou de tout autre parasite des plantes au Canada. En vertu de cette loi, quiconque constate la présence de ce qu'il croit être une espèce nuisible dans toute zone où celle-ci n'était pas auparavant, doit le signaler auprès d'un conseiller agricole ou d'un agent de l'Agence canadienne d'inspection des aliments (ACIA).

Il est interdit d'importer ou d'exporter des produits végétaux sans avoir obtenu au préalable une autorisation d'un agent de l'ACIA. Pour l'exportation, l'autorisation est accordée après inspection de la culture et de la récolte, ainsi qu'après présentation et examen de pièces justificatives démontrant que la récolte est exempte des espèces nuisibles visées par le règlement du pays importateur.

Si vous désirez faire de l'exportation ou de l'importation de façon importante, contactez tôt en saison un officier de la protection des végétaux de l'ACIA.

Voir l'annexe E : Pour en savoir plus

Lois relatives à la conservation de la faune

On peut être poursuivi en justice si on blesse ou tue certains animaux sauvages (p. ex. : oiseaux de proie, couleuvres, tortues). Certains oiseaux migrateurs ou autres espèces sont protégés par les lois canadiennes. Des permis de chasse sont nécessaires dans le cas d'autres animaux, tels que le cerf de Virginie ou la marmotte. Pour plus de détails au sujet de la Loi de 1994 sur la Convention concernant les oiseaux migrateurs et au sujet de la Loi sur les espèces sauvages au Canada, vous pouvez consulter le site Internet suivant :

http://www.cws-scf.ec.gc.ca/laws_f.cfm

Dans la culture des arbres fruitiers, il est interdit d'arroser ou de saupoudrer tout arbre en floraison de produits toxiques pour les abeilles. La culture des canneberges n'est cependant pas visée par cette loi et aucun règlement n'a encore été édicté.

Voir le chapitre 4 : La pollinisation

Autres lois

Les lois énoncées ci-haut ont été édictées par le gouvernement canadien. Il existe d'autres lois émises respectivement par les différentes provinces du Canada. Contacter un conseiller provincial pour plus de détails.

Voir l'annexe E : Pour en savoir plus

Les pesticides et votre santé

Lors de la manipulation d'un nouvel outil dangereux, l'utilisateur prend habituellement les précautions adéquates. Malheureusement, à mesure que l'outil devient familier, il tend à laisser tomber les mesures de précaution une à une. C'est généralement à ce moment qu'un accident arrive. Les conséquences découlant d'une manipulation inadéquate de pesticides arrivent généralement à long terme; de plus, on les attribue très souvent à une autre cause que l'utilisation de pesticides.

Voir l'annexe E : Les délais de réentrée au champ

Comment les pesticides se retrouvent-ils dans l'organisme humain?

La voie cutanée

La plupart des pesticides peuvent être absorbés à différents niveaux par les voies orales, respiratoires et cutanées. Toutefois, la majorité des études d'exposition professionnelle indiquent que la voie cutanée est souvent la voie d'absorption la plus importante. Ainsi, les gens qui entrent en contact avec la végétation traitée peu de temps après

l'application peuvent être exposés autant, sinon plus que les applicateurs eux-mêmes. À noter que l'absorption cutanée des régions génitales et des yeux est 10 fois plus grande que celle des mains et des avant-bras.

La voie respiratoire

Si la voie cutanée est la plus souvent responsable de l'absorption des pesticides, la voie respiratoire est celle dont l'affection peut être la plus grave. De fait, respirer un pesticide correspond à peu près à se l'injecter directement dans le sang.

La voie orale

Enfin, la voie orale est probablement la plus sournoise puisque l'absorption de pesticides se fait par contact indirect en fumant, en buvant ou en mangeant pendant et même après la préparation de mélanges ou la pulvérisation.

La voie oculaire

Une exposition aux pesticides par la voie oculaire peut provoquer une irritation des yeux et même l'absorption du produit dans l'organisme. Lors de la manipulation du pesticide, une protection oculaire adéquate est nécessaire.

Afin de limiter les risques d'absorption cutanée et respiratoire, il est important de respecter un certain délai de réentrée avant de retourner effectuer des tâches sur le site ayant fait l'objet d'une application. De plus, il est important de bien se laver après les travaux et de s'assurer que les vêtements de travail sont toujours en bon état et nettoyés fréquemment. Le port de vêtements contaminés peut constituer une source importante d'absorption cutanée.

Toxicité des pesticides

Toxicité aiguë (à court terme)

Les symptômes d'une intoxication aiguë vont d'un mal de tête à des nausées, des vomissements, voire l'évanouissement. Plusieurs pesticides peuvent produire une intoxication généralisée, même à la suite d'une exposition de courte durée.

Les symptômes d'un empoisonnement peu sévère peuvent être difficiles à reconnaître. Ils sont souvent confondus avec ceux d'une gastro-entérite ou d'un excès de fatigue, par exemple. Les symptômes d'intoxication peuvent apparaître immédiatement à la suite d'une exposition ou plusieurs heures après. Bien qu'ils soient souvent d'apparence bénigne, les symptômes peuvent être signes d'une intoxication plus grave.

Si vous soupçonnez une intoxication aux pesticides, n'hésitez pas à contacter le centre anti-poison de votre province :

Québec : 1 800 463-5060

Nouveau-Brunswick : 911 et demander le centre anti-poison

Halifax : 1 902 428-8161

St. John's : 1 709 722-1110

Charlottetown : 1 800 565-8161

Toronto : 1 800 268-9017

Ottawa : 1 800 267-1373

Toxicité chronique (à long terme)

On nomme toxicité chronique ou toxicité à long terme les effets observés à la suite d'expositions répétées (plusieurs jours à quelques années) à de faibles doses de pesticides. Les personnes qui ne prennent pas suffisamment de précautions peuvent donc être affectées. Les symptômes d'une atteinte chronique vont du mal de tête à l'irritabilité, en passant par la fatigue et la perte d'appétit; parfois, des organes peuvent être sérieusement atteints et causer des cancers.

L'exposition répétée à de faibles doses de pesticides sur une longue période peut entraîner des problèmes de toxicité chronique. Ces derniers sont subtils et sournois car ils peuvent n'apparaître que plusieurs années après la fin de l'exposition. Il ne faut pas prendre de risques inutiles et se protéger contre toute exposition à ces produits.

Pour éviter tout risque d'intoxication aiguë ou chronique, la première précaution à prendre est de toujours protéger les quatre voies par lesquelles le produit peut pénétrer dans l'organisme (cutanée, orale, respiratoire et oculaire), en portant systématiquement un équipement de protection approprié. Cette précaution doit devenir une habitude, un réflexe automatique. L'équipement de protection que l'individu doit porter est inscrit sur l'étiquette du produit.

Les niveaux de risques

Sur les étiquettes de pesticides, des symboles de toxicité vous avertissent parfois de la nature et du degré de risque relié à la manipulation de ces produits. Ces symboles sont établis en fonction de la toxicité aiguë des pesticides, à partir des critères suivants :

DANGER: POISON



DL₅₀ orale : <500 mg/kg

DL₅₀ cutanée : < 500 mg/kg

Effets sur les yeux : corrosifs ou irréversibles

Distillats de pétrole : > 10 %

AVERTISSEMENT : POISON



DL₅₀ orale : 500-1000 mg/kg

DL₅₀ cutanée : 500-1000 mg/kg

Effets sur les yeux : graves mais réversibles

Distillats de pétrole : 1 à 10 %

ATTENTION : POISON



DL₅₀ orale : 1000-2000 mg/kg

DL₅₀ cutanée : 1000-2000 mg/kg

Effets sur les yeux : irritation

Note : Les doses létales (DL₅₀) sont les doses de matière active qui peuvent tuer 50 % des animaux de laboratoire (rats, souris ou lapins) exposés à ces produits par voie orale ou cutanée pendant une période de temps prédéterminée (de 1 à 6 jours). Les résultats sont exprimés en mg de pesticides par kg de poids de l'animal.

Effets allergiques et dermatologiques

Plusieurs pesticides peuvent provoquer des réactions sévères de la peau dont le Diazinon et le Round Up. Une allergie cutanée peut se développer avec le temps face à certains pesticides. Le Malathion par exemple peut causer des dermatites allergiques. Lorsqu'on manipule directement des pesticides ou qu'on entre en contact avec la végétation contaminée, il faut toujours porter des vêtements de protection afin de créer une barrière entre les produits et la peau.

Symptômes d'intoxication

Le tableau 8.2 présente les différents symptômes pouvant apparaître suite à une intoxication aux pesticides.

Tableau 8.2 : Symptômes d'intoxication reliés aux différentes familles de pesticides

Insecticides	Symptômes observés
Organophosphoré Diazinon, Guthion, APM, Sniper, Imidan	<ul style="list-style-type: none"> • Maux de tête, étourdissements, transpiration, larmoiement, salivation, vision trouble, serremments de poitrine. • Douleurs abdominales, nausées, vomissements, diarrhée, hypersécrétions bronchiques, troubles du rythme cardiaque, tremblements, faiblesse et fatigue.
Carbamates Sevin	<ul style="list-style-type: none"> • Rétrécissement de la pupille, incontinence, confusion, oedème pulmonaire, respiration difficile, coloration bleutée, défaillance cardio- respiratoire, convulsions, perte de conscience et coma.
Herbicides	Symptômes observés
Aryloxyacids 2,4-D	<ul style="list-style-type: none"> • Gastro-entérite, nausées, vomissements, diarrhée, étourdissement, faiblesse, anorexie, léthargie, raideurs ainsi que faiblesses et fibrillations musculaires, pouls irrégulier et complications respiratoires, irritation de la peau, des yeux et des muqueuses.

Source : Utilisation sécuritaire des pesticides, dans le *Guide de gestion intégrée des ennemis du pommier* (Morinet al., 2001)

Les pesticides et l'environnement

L'utilisation de pesticides dans une culture peut entraîner des effets sur l'environnement. La présence de pesticides dans l'eau de surface, les puits et l'eau souterraine altère la qualité des nappes aquifères utilisées pour l'alimentation en eau potable. Dans les cours d'eau, elle peut être dommageable pour les espèces aquatiques qui y vivent. On peut également observer des résidus de pesticides dans l'air et sur le sol des terrains adjacents.

Protection des cours d'eau et des puits

Le respect des mesures suivantes permettra de diminuer les risques de contamination des plans d'eau et des puits environnants :

- Ne jamais préparer de bouillies à moins de trente mètres de tout plan d'eau;
- Si on doit pomper de l'eau d'un puits, d'un étang ou d'un cours d'eau directement dans le réservoir du pulvérisateur, ne jamais plonger le tuyau utilisé pour le remplissage dans la bouillie, à moins d'utiliser une pompe munie d'un dispositif anti-retour;
- Prendre toutes les précautions nécessaires pour réduire la dérive des pesticides vers les plans d'eau.

La dérive des pesticides

Les pesticides emportés par le vent peuvent laisser des résidus sur les cultures voisines ou porter préjudices aux êtres humains et aux animaux qui vivent à proximité. Afin de réduire au minimum les risques de dérive et de protéger l'environnement et la santé publique, il est important de :

- Bien entretenir et de régler le pulvérisateur ou tout autre machinerie servant à l'application des pesticides;
- Ne pas traiter lorsque les conditions climatiques sont favorables à la dérive et traiter de préférence tôt le matin ou en soirée (lorsque les vents sont plus faibles), à moins de contre-indications;
- Respecter les bonnes pratiques préconisées par le ministère de l'Environnement, qui se rapportent à la dérive;
- Utiliser les méthodes et les équipements anti-dérive disponibles autant que possible.

La protection des espèces utiles

Les espèces utiles telles que les pollinisateurs, les prédateurs, les parasitoïdes, etc. sont souvent plus sensibles aux pesticides que les espèces nuisibles. La raison est bien simple : les espèces qui se nourrissent de matière végétale depuis des milliers d'années possèdent un impressionnant système enzymatique nécessaire à la neutralisation des différentes substances produites par les plantes comme moyen de défense. Elles sont donc mieux outillées pour

éliminer les produits étrangers que ne le sont les espèces se nourrissant d'autres insectes et animaux ne contenant habituellement pas de produits toxiques. Les ravageurs sont aussi plus exposés aux pesticides appliqués sur les cultures et sont donc plus sujets à développer une résistance.

Il existe de nouveaux pesticides mis sur le marché qui sont de plus en plus spécifiques et compatibles avec les espèces utiles. Il faut prendre soin des insectes dont le travail est bénéfique à la culture. Voici quelques conseils :

- Ne pas appliquer de pesticides sans cible identifiée;
- Ne pas appliquer de pesticides lorsque les populations sont en dessous du seuil d'intervention;
- Ne jamais dépasser la dose d'application recommandée sur l'étiquette et, lorsque pertinent, choisir la plus faible dose homologuée;
- Choisir des pesticides ayant un effet minimum sur les ennemis naturels et l'environnement;
- Utiliser une méthode de lutte alternative lorsque possible.

Devez-vous utiliser des pesticides?

L'utilisation d'un produit antiparasitaire devrait toujours arriver en dernier recours. Avant tout chose, il faut d'abord se poser les questions suivantes :

- Est-ce que le problème a été bien évalué?
- Est-ce que tous les moyens autres que les pesticides (prévention, choix des cultivars, méthodes culturales, produits non chimiques, etc.) ont été utilisés pour régler le problème?
- Est-il économiquement rentable de traiter?
- Est-ce que le traitement entraîne plus de mal que de bien?

Les renseignements contenus dans ce guide permettront de répondre adéquatement à la première et à la deuxième questions. Pour répondre à la troisième et à la quatrième, il faut pouvoir évaluer le gain que le traitement devrait raisonnablement procurer et le comparer au coût du traitement envisagé ainsi qu'à son effet sur la culture et sur les organismes utiles. Mieux encore, il faudrait aussi pouvoir évaluer le risque que le produit n'arrive pas à supprimer le ravageur (dû au développement d'une résistance, aux conditions climatiques défavorables, etc.)

Lors de l'achat des pesticides, il faut tenir compte des facteurs suivants :

- **Quantité** : Acheter uniquement la quantité nécessaire pour la saison afin d'éviter l'entreposage.
- **Efficacité** : Se procurer uniquement des produits homologués contre l'ennemi ciblé.
- **Formulation** : Certaines formulations sont plus dangereuses à manipuler que d'autres. Ainsi, les poudres mouillables engendrent beaucoup de poussières lors de

leur manipulation. Par ailleurs, les émulsions concentrées des solvants sont souvent toxiques et peuvent pénétrer plus rapidement par la peau, accroissant les risques d'intoxication. En plus de ces inconvénients, les émulsions concentrées doivent être généralement entreposées à l'abri du gel. Les formulations parmi les plus sécuritaires et faciles d'utilisation sont les granules dispersibles et les sachets solubles.

- **Effet :** sur l'environnement L'effet d'un pesticide sur l'environnement tient compte de plusieurs facteurs : la quantité de produit appliquée, sa concentration, son effet sur les insectes utiles et les autres organismes non ciblés, sa persistance, sa dégradation possible en métabolites secondaires toxiques, sa solubilité dans l'eau (lessivage et ruissellement) et sa volatilité dans l'air. À cet effet, il est important de vérifier les caractéristiques des différents produits avant de faire ses achats. Ne pas hésiter à consulter un conseiller si nécessaire.
- **Toxicité :** Lorsque c'est possible, choisir le pesticide le moins toxique pour l'environnement et l'être humain.

Transport des pesticides

Pour effectuer des livraisons de pesticides, il faut obligatoirement posséder un permis pour le transport de matières dangereuses. Ce permis n'est cependant pas nécessaire pour celui qui transporte des pesticides destinés à son utilisation personnelle, à moins qu'il s'agisse d'une très grande quantité.

Consignes de sécurité pendant le transport

- N'accepter que des contenants en bon état;
- Transporter les produits dans leur contenant d'origine;
- Lors du chargement d'un contenant de pesticide, porter des gants;
- Placer les contenants de pesticides à l'arrière du véhicule, dans la boîte ou le coffre; ne jamais les transporter dans l'habitacle; ces produits ne sont pas de bonne compagnie et dégagent souvent des vapeurs nocives qui peuvent affecter la santé et la vigilance au volant;
- Protéger de l'humidité et de la pluie les contenants en carton ou en papier;
- Maintenir solidement en place les contenants pour éviter qu'ils se renversent;
- Si possible, ne pas transporter de pesticides en même temps que d'autres produits; si la situation se présente, isoler ces derniers de toute contamination;
- Garder à portée de la main du matériel absorbant (p. ex. : litière, vermiculite) ainsi que le numéro de téléphone d'Urgence-Environnement en cas de déversement.

Entreposage des pesticides

S'il reste des produits lors de l'arrivée de la période hivernale et que l'on doit entreposer des pesticides pour une longue période, il faut veiller à leur conservation. Les poudres et les granules dispersibles ne posent aucun problème d'entreposage. Cependant, certaines formulations liquides comme la plupart des émulsions concentrées doivent être entreposées à l'abri du gel. Il faut donc bien lire l'étiquette pour s'assurer de la responsabilité du fabricant.

Consignes de sécurité pour l'entreposage

- Choisir un endroit à l'écart des enfants, des animaux et des cours d'eau;
- Entreposer les pesticides dans un endroit ventilé, à température contrôlée (si nécessaire) et fermé à clé;
- Séparer les herbicides, les fongicides, les insecticides et les produits chimiques selon les directives du fabricant;
- Ne pas déposer les contenants directement sur le plancher de l'entrepôt;
- Entreposer les pesticides dans leur contenant d'origine;
- Ne pas garder l'équipement de protection dans le même local;
- Indiquer la présence de pesticides au moyen de panneaux.

Ne jamais entreposer les pesticides dans la maison. La santé vaut infiniment plus que le coût d'un reste de pesticides!

Application des pesticides

- Ne pulvériser que lorsque c'est nécessaire (c'est-à-dire selon la présence de ravageurs et les seuils d'intervention);
- S'assurer que l'équipement servant à l'application est en bon état et bien ajusté;
- Bien lire l'étiquette avant utilisation et respecter scrupuleusement toutes les directives;
- Ne pulvériser que lors de conditions météorologiques propices (p. ex. : absence de vent);
- Respecter une bande de protection entre la zone traitée et les zones sensibles (habitations, cours d'eau, puits, autres zones écologiquement sensibles) selon les normes en vigueur;
- Pour éviter l'empoisonnement des pollinisateurs, éviter toute pulvérisation des plants de canneberges en fleurs ou toute dérive vers des champs au stade de la floraison (à moins de circonstances exceptionnelles). Si un traitement est nécessaire, ne pas appliquer d'insecticides entre 7 h 30 le matin et 17 h 30 le soir, heures pendant lesquelles les pollinisateurs travaillent dans les champs;
- Prévenir son entourage que des pesticides sont appliqués; ceci vaut pour sa propre sécurité et celle d'autrui.

La plupart des pesticides sont moins efficaces lorsqu'ils sont appliqués par temps très chaud et ensoleillé.

Affichage

Il est fortement recommandé d'interdire l'accès aux zones traitées au moyen de panneaux avertisseurs, dès le début d'une application de pesticides. Ces indications doivent être présentes et visibles pendant toute la durée des délais recommandés avant la réentrée au champ. Ces délais sont généralement indiqués sur l'étiquette. En plus d'être sécuritaire, le panneau a le double avantage de rassurer les gens qui constatent que le producteur est soucieux de leur sécurité.

Voir l'annexe E : Les délais de réentrée au champ

Entretien du pulvérisateur

Après l'application, le pulvérisateur devrait être nettoyé soigneusement. Ce nettoyage consiste à rincer la cuve avec de l'eau, puis à la remplir au 1/5 d'eau et de détergent (doux comme du détergent à vaisselle, du savon spécialement conçu pour cet usage ou de l'ammoniac) et à faire fonctionner l'agitateur. Pulvériser ensuite cette solution par l'ensemble des buses. Un dernier rinçage à l'eau claire nettoie la cuve et les canalisations. Lorsqu'un pesticide requiert un nettoyage particulier de la machinerie, les renseignements apparaissent sur l'étiquette.

Pour de plus amples renseignements, consulter le guide Je passe à l'action, je règle mon pulvérisateur à rampe (MAPAQ 2002).

Élimination des contenants vides

- Laver immédiatement les contenants vides (triple rinçage) et les vidanger dans le réservoir avant d'aller les porter à un site de récupération. La liste des sites de récupération des contenants vides (rincés trois fois, propres, secs, sans bouchons et sans étiquettes) est publiée au printemps dans plusieurs journaux ou magazines agricoles;
- Dans l'impossibilité de se rendre à un site de récupération, il faut au moins rincer les contenants, les perforer pour les rendre inutilisables et les jeter aux ordures;
- Ne pas mettre de contenants de pesticides dans le bac de recyclage, et ce même s'ils ont été rincés trois fois;
- Ne pas brûler les contenants vides.

Hygiène personnelle

Après un traitement de pesticide, l'applicateur doit se nettoyer soigneusement. Une douche s'impose après toute pulvérisation ou encore si une pulvérisation de plusieurs heures doit être interrompue pendant quelques heures.

Voici quelques conseils pour décontaminer l'équipement de protection individuelle :

- Porter des gants lors de la manipulation des vêtements contaminés par des pesticides;
- Suspendre l'équipement dehors;
- Rincer préalablement. Utiliser une des trois méthodes suivantes : rincer l'équipement de protection dehors au moyen d'un boyau d'arrosage ou bien le rincer dans une cuve ou dans un grand seau séparément ou alors le faire agiter dans la laveuse. Rincer les bottes à grande eau et les laisser sécher à l'air libre (utiliser des bottes de caoutchouc; éviter le cuir);
- Traiter préalablement. Utiliser un détergent liquide fort;
- Laver de préférence dans une laveuse différente de celle utilisée pour la lessive familiale. Si ce n'est pas possible, laver l'équipement séparément de la lessive régulière. Laver ensemble les vêtements contaminés par les pesticides;
- Ne jamais surcharger la laveuse afin de bien nettoyer les vêtements;
- Utiliser toujours :
 - le niveau d'eau le plus élevé;
 - de l'eau chaude;
 - le cycle régulier;
 - des détergents puissants en mettant la quantité recommandée;
- Rincer à l'eau tiède;
- Pour les vêtements très contaminés, il faut relaver pour enlever complètement les résidus de pesticides;
- Nettoyer la laveuse. Faire un cycle complet à vide, avec de l'eau chaude et une petite quantité de détergent;
- Il est recommandé de ne pas utiliser la sècheuse pour éviter toute contamination. Comme l'air aide également à décontaminer, on peut étendre à l'extérieur.

Mesures d'urgence

Un bon plan d'urgence permet de sauver un temps extrêmement précieux lorsqu'un accident survient. Les mesures qui suivent sont générales; prendre le temps de réfléchir à ce qu'on doit y ajouter en tenant compte de sa propre situation. Ces renseignements sont adaptés de la publication Pesticides et agriculture : bon sens, bonnes pratiques (Bourque et al., 1996).

En cas de déversement

- Se protéger d'abord, mettre les personnes intoxiquées en sécurité puis leur prodiguer les premiers soins;
- Éloigner les personnes qui se trouvent à proximité du site de déversement;
- Appeler ou faire appeler de l'aide;

- Porter l'équipement de protection requis; faire le nécessaire pour circonscrire le déversement, en élevant un remblai, par exemple;
- En cas de déversement important, appliquer les mesures qui précèdent et contacter rapidement son centre d'Urgence-Environnement.

Urgence-Environnement

Est du Québec : (418) 643-4595

Ouest du Québec : (514) 873-3454

Terre-Neuve & Labrador : 1 800 563-2444 ou 1 709 772-2083 ou 1 709 729-3395

Nouveau-Brunswick, Nouvelle-Écosse et l'Île-du-Prince-Édouard : 1 800 565-1633

Ontario Ministry of the Environment : 1 800 268-6060

Matériel à conserver à portée de la main

Pour faire face à toute éventualité, il faut avoir sous la main :

- 4 sacs de 25 kg de sable ou de tout autre produit absorbant (de la vermiculite, sinon de la terre, de la litière à chat ou de la tourbe);
- Des pelles à bout carré;
- Des balais -brosses;
- Un extincteur;
- Une trousse de secours;
- Un contenant d'eau propre;
- Du sirop d'ipéca;
- Un grand baril à déchets (205 L ou 45 gal) ou des sacs de plastique résistants (les sacs contenant la vermiculite pourront être utiles, mais il en faudra plus);
- Du matériel de protection.

Nettoyage des surfaces contaminées

- Dans tous les cas, travailler autant que possible le dos au vent;
- Pour le déversement de granules, de poudres ou de poussières, il faut humecter le plus tôt possible le produit s'il y a risque de dispersion par le vent. Ne pas saturer d'eau. Balayer ou pelleter le pesticide et le mettre dans un baril ou dans des sacs de plastique;
- Pour le déversement de liquides, recouvrir le produit déversé d'une couche suffisamment épaisse de matériau absorbant et attendre que celui-ci s'imprègne de pesticide. Ne pas utiliser d'eau. Balayer ou pelleter le pesticide et le mettre dans un baril ou dans des sacs de plastique résistants;
- Si le déversement s'est produit directement sur le sol, enlever la terre contaminée, jusqu'à une profondeur d'au moins 5 cm au-dessous de la limite de pénétration du pesticide. Mettre la terre dans des barils ou des sacs de plastique résistants;

- Tous les récipients contenant de la terre ou des matériaux absorbants imprégnés de pesticides doivent être scellés et étiquetés, puis confiés à une entreprise spécialisée;
- Après avoir récupéré le pesticide, il faut décontaminer le lieu de déversement avec un solvant approprié. Consulter le service bilingue de renseignements du gouvernement fédéral pour connaître le solvant le plus approprié.

En cas d'incendie

Les incendies dans les dépôts de pesticides sont très dangereux, car plusieurs pesticides dégagent des vapeurs toxiques en brûlant. Il est plus prudent :

- D'équiper son entrepôt d'un extincteur de type « ABC » de 5 kg au minimum, pour pouvoir éteindre rapidement un début d'incendie;
- D'alerter le service d'incendie et de préciser qu'il s'agit de pesticides;
- D'éviter d'utiliser de l'eau pour combattre l'incendie, car il pourrait être difficile de maîtriser le ruissellement de l'eau contaminée.

Premiers secours : en cas d'intoxication

- Avoir l'étiquette en main pour indiquer quel produit a causé l'intoxication;
- L'utilisation d'un registre de traitements permet, entre autres, à quelqu'un de l'extérieur de savoir quel produit peut être la cause d'une intoxication;
- Le centre anti-poison indiquera la procédure à suivre. Il se peut qu'on demande d'administrer du sirop d'ipéca, en vente libre dans les pharmacies. Toujours en avoir sous la main;
- Si on doit laisser seule une personne inconsciente pour un moment (pour demander de l'aide), il faut la laisser en position de sécurité, c'est-à-dire sur le côté avec la jambe du dessus repliée vers l'avant.

Intoxication par contact cutané (par la peau)

- Enlever rapidement les vêtements souillés en prenant des précautions, notamment en portant des gants;
- Laver abondamment la peau à l'eau et au savon;
- Dans le cas d'éclaboussures dans les yeux, laver abondamment avec de l'eau tiède pendant 15 minutes, en gardant les paupières ouvertes.

Intoxication par inhalation

- Sortir la personne incommodée des lieux contaminés en prenant les précautions d'usage et en portant un masque respiratoire, si nécessaire;
- Pratiquer la respiration artificielle (bouche à bouche) si la personne présente des problèmes respiratoires (coloration bleutée des lèvres).

INSÉREZ ICI

LA LISTE CANADIENNE DES
PESTICIDES HOMOLOGUÉS
DANS LA CANNEBERGE

ANNEXE A : EXEMPLES DE RAPPORTS DE DÉPISTAGE

Carnet de note du dépisteur

Nom du producteur :

Date :

N° du champ :

Conditions climatiques :

Stade phénologique :

↙ Nord

**Tracer le trajet effectué avec
le filet pour chaque série**

Espèces et nombre d'insectes capturés dans chaque série

Exemples :

1^{ère} série : 1 arpeuteuse verte, 1 arpeuteuse caténaire

2^e série : 2 vers-gris des fleurs d'atocas, 1 arpeuteuse caténaire

3^e série : 3 arpeuteuses caténaires, 4 tenthrèdes, 1 inconnue*

4^e série : 1 fausse légionnaire, 2 orthosies vertes, 1 tenthrède

5^e série : 12 arpeuteuses vertes, 3 arpeuteuses bituberculées

Total d'insectes capturés : 13 petites arpeuteuses

(pour 5 séries de filet)

8 grosses arpeuteuses

5 noctuelles

1 tenthrède

1 inconnue (*à conserver dans un contenant et à identifier plus tard)

Moyenne d'insectes capturés : 2,6 petites arpeuteuses

1,6 grosses arpeuteuses

1 noctuelle

0,2 tenthrède

0,2 inconnue

Il faut se servir de cette moyenne pour vérifier si les seuils d'intervention ont été atteints.

Rapport dépisteur



Compte-rendu de
chaque champ

Dépisteur :

Producteur :

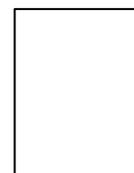
Date :

N° de champ.:

	Nombre de captures / série							Nombre de captures / série					
	1	2	3	4	5	6		1	2	3	4	5	6
Petites arpeuteuses							Groupe des noctuelles						
Verte							Fausse-légionnaire						
Brune							Ver-gris des fleurs d'atocas						
							Orthosie verte						
Grosses arpeuteuses							Acronicta impressionnée						
Bituberculée							Ver-gris bossu						
Piquée jaune							Chenille zébrée						
Épineuse							Fausse-arpeuteuse de Putnam						
Caténaire							Cuivré des tourbières						
							Autres						
Autres arpeuteuses							Chenilles à houppes et autres						
Cornue							Chenille à houppes rousses						
À taches							Songieuse						
De la pruche													
À pointes							Tordeuse des canneberges						
Bossue							Tordeuse soufrée						
De Johnson							Charançon des atocas						
Autres							Charançon de la racine du fraisier						
							Charançon noir de la vigne						
Tenthrede							Altise à tête rouge						
							Autres						

Commentaires

Nord



ANNEXE B : RÉPERTOIRE DES PRINCIPALES ESPÈCES UTILES DANS LA CULTURE DE CANNEBERGES

INSECTES PARASITES ET PARASITOÏDES			
Ordre	Famille	Exemple d'espèces	Ravageur visé
Diptères	Tachinidés	<i>Hemisturmia tortricis</i>	Tordeuse des canneberges
		<i>Nemorilla maculosa</i>	Tordeuse soufrée
Hyménoptères	Ceraphronidés	<i>Ceraphron pallidiventris</i>	Cécidomyie des atocas
	Braconidés	<i>Cotesia melanoscela</i>	Spongieuse
	Ichneumonidés	<i>Itopectis conquisitor</i>	Tordeuse soufrée
		<i>Phanerotoma franklini</i>	Pyrale des atocas
	Tiphiidés	<i>Tiphia relativa</i>	Anneleur de la canneberge
Trichogrammatidés	<i>Trichogramma deion</i>	Pyrale des atocas, tordeuse soufrée	
	<i>Trichogramma minutum</i>	Tordeuse soufrée, tordeuse des canneberges	
	<i>Trichogramma sibericum</i>	Tordeuse des canneberges	
INSECTES PRÉDATEURS			
Ordre	Famille		Ravageur visé
Diptères	Syrphidés		Cécidomyie des atocas
Hyménoptères	Vespidés		Cécidomyie des atocas, spongieuse
Coléoptères	Carabidés		Charançon, spongieuse
	Coccinellidés		Tordeuse des canneberges
Odonates			Lépidoptère
Neuroptères			Cécidomyie des atocas, petite chenille
PRINCIPAUX MICRO-ORGANISMES BÉNÉFIQUES			
Groupe		Espèce	Ravageur visé
Bactéries		<i>Bacillus thuringiensis</i>	Lépidoptère
Virus			Anneleur de la canneberge, chenille d'arpenreuse, chenille à houppes
Champignons		<i>Beauveria bassiana</i>	Anneleur de la canneberge, arpenreuse, chenille à houppes, tordeuse soufrée
Nématodes		<i>Steinernema carpocapsae</i> <i>Heterorhabditis bacteriophora</i>	Anneleur de la canneberge et charançon Charançon des racines
AUTRES ANIMAUX BÉNÉFIQUES			
Groupe		Exemple d'espèces	Ravageur visé
Araignées			Anneleur de la canneberge, chenille à houppes, tordeuse des canneberges
Oiseaux		Corneille, hirondelle et divers	Lépidoptère

		autres	
Mammifères		Chauve-souris	Lépidoptère
POLLINISATEURS			
Ordre	Famille	Espèce	
Hyménoptères	Apidés	<i>Apis mellifera</i> <i>Bombus affinis</i> <i>Bombus bimaculatus</i> <i>Bombus borealis</i> <i>Bombus fervidus</i> <i>Bombus griseocollis</i> <i>Bombus impatiens</i> <i>Bombus perplexus</i> <i>Bombus rufocinctus</i> <i>Bombus ternarius</i> <i>Bombus terricola</i> <i>Bombus vagans vagans</i>	
	Andréniés	<i>Andrena vicina</i> <i>Andrena crataegi</i>	
	Anthorophoridés	<i>Ceratina dupla</i>	
	Halictidés	<i>Dialictus admirandus</i> <i>Lasioglossum coriaceum</i>	
	Mégachilidés	<i>Heriades sp.</i> <i>Hoplitis sp.</i> <i>Megachile sp.</i> <i>Osmia atriventris</i>	
	Mellitidés	<i>Melitta near americana</i>	

ANNEXE C - PLANTES AFFIRANTES POUR LES INSECTES UTILES

Noms français	Noms latins	Floraison	Insectes attirés
Ombellifères			
Carotte sauvage	<i>Daucus carota</i>	Estivale	<i>Itoplectis conquisitor</i>
Fenouil	<i>Foeniculum vulgare</i>	Estivale	Ichneumonidés et coccinelles
Panais	<i>Pastinaca sativa</i>	Estivale	<i>Itoplectis conquisitor</i>
Composées			Larves de chrysopes
Achillée	<i>Achillea spp.</i>	Estivale	Prédateurs et parasites en général
Anthemis	<i>Anthemis tinctoria</i>	Estivale	Guêpes et mouches parasitaires
Aster faux-ptarmica	<i>Aster ptarmicoides</i>	Estivale - automnale	Ichneumonidés
Cosmos	<i>Cosmos bipinnatus</i>	Estivale - automnale	Prédateurs en général et araignées
Marguerite blanche	<i>Chrysanthemum leucanthemum</i>	Estivale	Prédateurs et parasites en général
Marguerite jaune	<i>Rudbeckia hirta</i>	Estivale	Prédateurs et parasites en général
Tanaisie	<i>Tanacetum vulgare</i>	Estivale	Coccinelles
Verge-d'or	<i>Solidago spp.</i>	Estivale - automnale	Ichneumonidés
Vergerette	<i>Erigeron spp.</i>	Selon l'espèce	Ichneumonidés
Caryophyllacées			<i>Itoplectis conquisitor</i>
Légumineuses			Punaises prédatrices et guêpes parasitaires
Mélilot blanc	<i>Melilotus alba</i>	Estivale	<i>Itoplectis conquisitor</i>
Trèfle blanc	<i>Trifolium repens</i>	Estivale	Prédateurs du sol
Crucifères			
Alysse maritime	<i>Lobularia maritima</i>	Estivale	Prédateurs et parasites en général
Moutarde sauvage	<i>Brassica kaber</i>	Estivale	<i>Itoplectis conquisitor</i>
Autres plantes			
Asclépiade	<i>Asclépias spp.</i>	Estivale	<i>Itoplectis conquisitor</i>
Liseron des champs	<i>Convolvulus arvensis</i>	Estivale	<i>Itoplectis conquisitor</i>
Menthe	<i>Mentha spicata</i>	Estivale	Diptères et hyménoptères
Phacélie	<i>Phacelia tanacetifolium</i>	Estivale	Carabes, syrphides et trichogrammes
Sarrasin	<i>Polygonum fagopyron</i>	Estivale	Syrphides

ANNEXE D - PLANTES ATTRAYANTES POUR LES POLLINISATEURS

Familles	Genres	Espèces	Noms communs	Floraison
Apocynacées	<i>Apocynum</i>	<i>androsaemifolium</i> L.	Apocyn à feuilles d'Androsème	Estivale
Aquifoliacées	<i>Ilex</i>	<i>verticollata</i> L.	Houx verticillé	Printanière
Balsaminacées	<i>Impatiens</i>	<i>capensis</i> M.	Impatiente du Cap	Estivale
Berbéridacées	<i>Berberis</i>	<i>vulgaris</i> L.	Berbéris vulgaire	Printanière
Boraginacées	<i>Borago</i>	<i>officinalis</i> L.	Bourrache	Août aux premiers gels
	<i>Symphytum</i>	<i>officinale</i> L.	Consoude officinale	Estivale
Campanulacées	<i>Campanula</i>	spp.	Campanule	Généralement estivale
Caprofoliacées	<i>Viburnum</i>	spp.	Viorne	Printanière
Composées	<i>Achillea</i>	spp.	Achillée	Mi-juillet à septembre
	<i>Artemisia</i>	<i>vulgaris</i> L.	Armoise vulgaire	Estivale
	<i>Aster</i>	<i>novae-angliae</i> L.	Aster de la Nouvelle-Angleterre	Automnale
	<i>Centaurea</i>	<i>montana</i> L.	Centaurée des montagnes	Estivale
	<i>Chrysanthemum</i>	spp.	Chrysanthème	Estivale
	<i>Eupatorium</i>	<i>maculatum</i> L.	Eupatoire maculée	Estivale
	<i>Helianthus</i>	spp.	Tournesol	Estivale
	<i>Hieracium</i>	spp.	Epervière	Estivale
	<i>Senecio</i>	spp.	Séneçon	Généralement estivale
	<i>Solidago</i>	<i>altissima</i> L.	Verge d'or très élevée	Été-automne
		<i>canadensis</i> L.	Verge d'or du Canada	Été-automne
		<i>uliginosa</i> N.	Verge d'or des marais	Automnale
	<i>Silybum</i>	<i>marianum</i> L.	Silybum marial	Estivale
	<i>Taraxacum</i>	<i>officinale</i> W.	Pissenlit	Printanière
Crassulacées	<i>Sedum</i>	spp.	Orpin	Print., estivale ou automnale
Crucifères	<i>Raphanus</i>	<i>sativus</i> L.	Radis cultivé	Estivale
	<i>Brassica</i>	<i>juncea</i> C.	Moutarde joncée (chinoise gai choi)	Estivale
		<i>rapa</i> L.	Chou-rave	Estivale
	<i>Lepidium</i>	<i>densiflorum</i> S.	Lépidie densiflore	Printanière
Ericacées	<i>Andromeda</i>	<i>glaucophylla</i> L.	Andromède glauque	Printanière
	<i>Chamaedephe</i>	<i>calyculata</i> L.	Cassandre calyculée	Printanière
	<i>Erica</i>	<i>carnea</i>	Bruyères	Printanière
		<i>cinerea</i>	Bruyères	Juin-septembre
		<i>X darleyensis</i>	Bruyères	Printanière

Familles	Genres	Espèces	Noms communs	Floraison
	<i>Gaylussacia</i>	<i>baccata</i> W.	Gaylussaccia à fruits bacciformes	Printanière
	<i>Kalmia</i>	<i>angustifolia</i> L.	Kalmia à feuilles étroites	Estivale
		<i>polifolia</i> W.	Kalmia à feuilles d'Andromède	Estivale
	<i>Ledum</i>	<i>groenlandicum</i> R.	Lédon du Groënland	Printanière
	<i>Rhododendron</i>	spp.	Rhododendron	Printanière
	<i>Vaccinium</i>	<i>Corymbosum</i> L.	Airelle en corymbe	Printanière
		<i>oxycoccus</i> L.	Canneberge	Estivale
Euphorbiacées	<i>Euphorbium</i>	spp.	Euphorbe	Généralement estivale
Géraniacées	<i>Geranium</i>	spp.	Géranium	Printanière-estivale
Hydrophylacées	<i>Phacelia</i>	<i>tanacetifolia</i>	Phacélie	8 sem. après levée
Iridacées	<i>Iris</i>	<i>versicolor</i> L.	Iris versicolore	Printanière
Labiées	<i>Agastache</i>	<i>foeniculum</i> K.	Agastache fenouil	Juillet-septembre
		<i>rupestris</i>	Agastache	Juillet-août
	<i>Ocimum</i>	<i>basilicum</i>	Basilic	Estivale
	<i>Mentha</i>	spp.	Menthe	Estivale
	<i>Monarda</i>	<i>fistulosa</i> L.	Monarde fistuleuse	Estivale
	<i>Nepeta</i>	<i>cataria</i> L.	Népéta cataire	Estivale
	<i>Origanum</i>	<i>vulgare</i> L.	Origan vulgaire	Estivale
	<i>Prunella</i>	<i>vulgaris</i> L.	Prunelle vulgaire	Estivale
	<i>Salvia</i>	spp.	Sauge	Estivale
	<i>Satureja</i>	<i>hortensis</i>	Sarriette	Estivale
	<i>Scutellaria</i>	<i>epilobiifolia</i> A.	Scutellaire à feuilles d'Épilobe	Estivale
Légumineuses	<i>Lathyrus</i>	<i>latifolius</i> L.	Gesse à feuilles larges	Estivale
	<i>Lotus</i>	<i>corniculatus</i> L.	Lotier corniculé	Juillet-août
	<i>Lupinus</i>	spp.	Lupin	Estivale
	<i>Medicago</i>	<i>lupulina</i> L.	Luzerne lupuline	Estivale
	<i>Melilotus</i>	<i>alba</i> D.	Mélicot blanc	Fin printemps jusqu'aux neiges
	<i>Robinia</i>	<i>pseudo-acacia</i> L.	Robinier faux-acacia	Printanière
	<i>Trifolium</i>	<i>hybridum</i> L.	Trèfle hybride	Estivale
		<i>pratense</i> L.	Trèfle des prés	Estivale
		<i>repens</i> L.	Trèfle blanc	Estivale
	<i>Vicia</i>	<i>cracca</i> L.	Vesce jargeau	Tout l'été
Oléacées	<i>Syringa</i>	spp.	Lilas	Printanière-estivale
Ombellifères	<i>Anthriscus</i>	<i>cerifolium</i> L.	Anthriscus	Printanière
	<i>Daucus</i>	<i>carota</i> L.	Carotte	Estivale
Orchidacées	<i>Calopogon</i>	<i>pulchellus</i> R.	Calopogon gracieux	Estivale
	<i>Pogonia</i>	<i>ophioglossoides</i> L.	Pogonie langue-de-serpent	Estivale
Polygonacées	<i>Polygonum</i>	<i>faigopyrum</i> L.	Renouée sarrasin	Estivale
	<i>Rumex</i>	<i>acetosella</i> L.	Grande oseille	Estivale
Pontédériacées	<i>Pontederia</i>	<i>cordata</i> L.	Pontédérie cordée	Estivale

Familles	Genres	Espèces	Noms communs	Floraison
Primulacées	<i>Primula</i>	spp.	Primevère	Estivale
Renonculacées	<i>Aquilegia</i>	spp.	Ancolie	Printanière
Rhamnacées	<i>Ceanothus</i>	spp.	Céanothus	Printanière
Rosacées	<i>Amelanchier</i>	spp.	Amélanchier	Printanière
	<i>Aronia</i>	<i>melanocarpa</i> M.	Aronia noir	Printanière
	<i>Malus</i>	spp.	Pommier	Printanière
	<i>Potentilla</i>	<i>palustris</i> L.	Potentille palustre	Estivale
	<i>Prunus</i>	spp.	Prunier	Printanière
	<i>Rosa</i>	<i>blanda</i> A.	Rosier sauvage	Printanière
		<i>palustris</i> M.	Rosier palustre	Estivale
	<i>Rubus</i>	spp.	Ronce	Estivale
	<i>Spiraea</i>	<i>latifolia</i> A.	Spirée à feuilles larges	Printanière
		<i>tomontosa</i> L.	spirée tomenteuse	Printanière
Rubiacées	<i>Cephalanthus</i>	<i>occidentalis</i> L.	Céphalante occidental	Estivale
Rutacées	<i>Ruta</i>	<i>graveolens</i> L.	Lavande	Automnale
Salicacées	<i>Salix</i>	<i>discolor</i> M.	Saule discolore	Printanière
Saxifragacées	<i>Ribes</i>	spp.	Gadellier et groseiller	Printanière
Scrophulariacées	<i>Digitalis</i>	spp.	Digitaires	Printanière
	<i>Veronica</i>	<i>spicata</i> L.	Véronique officinale	Automnale
	<i>Chelone</i>	<i>glabra</i> L.	Galane glabre	Estivale
Valérianacées	<i>Valeriana</i>	<i>officinalis</i> L.	Valériane	Estivale

ANNEXE E : Pour en savoir plus

Chapitre 1 : Notions de lutte intégrée

Conseillers en lutte intégrée

Québec

Club environnemental et technique Atocas Québec (CETAQ)

898, principale

Notre-Dame-de-Lourdes (Québec) G0S 1T0

Isabelle Drolet, agronome

Sébastien Marchand, agronome

Téléphone : (819) 385-1053

Télécopieur : (819) 385-1054

Courriel : info@cetaq.qc.ca

Nouvelle-Écosse

Wildwood labs, Inc.

53, Blossom Drive

Kentville, N. S. B4N 3Z1

R.E.L. Dick Rogers BSc, MSc. Pag

Téléphone : (902) 679-2818

Télécopieur : (902) 679-0637

Courriel : drogers@wildwoodlabs.com

Internet : www.wildwoodlabs.com

Delbridge Disease Management

65, Blossom Drive

Kentville, N. S. B4N 3Z1

Rick Delbridge

Pathologiste végétal

Téléphone : (902) 678-5329

Télécopieur : (902) 678-7699

Courriel : del.bridge@ns.sympatico.ca

Agricultural Pest Monitoring

5, Starr Street

Wolfville, N. S. B4P 1K1

Erika Bent

Téléphone/télécopieur : (902) 542-7754

Courriel : bentzozo@ns.sympatico.ca

Terre-Neuve & Labrador

Santé de l'environnement

Lutte antiparasitaire intégrée

Agriculture et Agroalimentaire Canada

308, chemin Brookfield

B. P. 39088

St-Jean, T.-N. A1E 5Y7

Peggy Dixon, entomologiste

Téléphone : (709) 772-4763

Télécopieur : (709) 772-6064

Courriel : dixonpl@agr.gc.ca

Department of Forest Resources and Agrifoods

P.O. Box 2006

Fortis Towers

Corner Brook, N. L. A2H 6J8

Juanita Coady, Spécialiste de la lutte antiparasitaire

Téléphone : (709) 637-2087

Télécopieur : (709) 637-2591

Courriel : Juanitacoady@gov.nf.ca

Île-du-Prince-Édouard

PEI Horticultural Association, Inc.

P. O. box 2223

Charlottetown, P.E.I.

C1A 8B9

Téléphone : (902) 566-2733

Télécopieur : (902) 566-5637

Courriel : peihort@isn.net

Nouveau-Brunswick

Agriculture, Pêcheries et Alimentation du Nouveau-Brunswick

B. P. 6000

Frédéricton, N.-B. E3B 5H1

Téléphone : (506) 453-2108 ou (506) 453-2214

Ouvrages de référence

Cranberry Chart Book. Management Guide for Massachusetts. University of Massachusetts Cranberry Experiment Station. P.O. Box 569, East Wareham, MA 02538., 2001, 50 p.

Cranberry Insects of the Northeast. A.L.Averill et M.M. Sylvia. University of Massachusetts, Cranberry Experiment Station. P.O. Box 569, East Wareham, MA 02538, 1998, 112 p.

Cranberry pest management guide. Atlantic Committee Fruit Crops. Atlantic Provinces Agricultural Services Coordinating Committee. Factsheet No. ACC 1020. Agdes No. 233/605, 2000, 14 p.

Cranberry Pest Management in Wisconsin. D. L.Mahr et al. University of Wisconsin-Extension, Cooperative Extension. 45 N. Charter St., Madison, WI 53711., 2001, 26 p.

Integrated Pest Management for Cranberries in Western Canada, a guide to identification, monitoring and decision-making for pests and diseases. C. Maurice et al. Agriculture and Agri-Food Canada. Pacific Agrifood Research Centre. P.O. Box 1000, Agassiz, B. C. V0M 1A0, 2000, 78 p.

Integrated Pest Management Notebook. A. L. Averill et al. Cranberry Experiment Station, University of Massachusetts. P.O. Box 569, East Wareham, MA 02538, 1995, 73 p.

Pesticides agricoles : moins et mieux—J'adopte la lutte intégrée. Stratégie phytosanitaire, Ministère de l'Agriculture, des Pêcheries et de l'Alimentation du Québec, Sainte-Foy, Québec, 2002, 6 p.

Site Internet

Integrated Pest Management for Cranberries in Western Canada

<http://res2.agr.ca/parc-crapac/english/lagassiz/ipm/fitzpatrick/pages/electpubs.html> Chapitre 2 : Dépistage des insectes ravageurs

Fournisseurs de matériel de dépistage

Great Lakes IPM

10220, Church Road NE

Vestaburg, MI 48891

Téléphone : (517) 268-5693

Télécopieur : (517) 268-5311

Internet : <http://www.greatlakesipm.com>

Solida

480, rang St-Antoine

St-Férréol-les-Neiges (Québec) G0A 3R0

Téléphone : (418) 826-0900

Télécopieur : (418) 826-0901

Internet : solida@cllic.net

Phero Tech Inc.

7572, Progress Way

Delta, B. C. V4G 1E9

Téléphone : (604) 940-9944 ou 1 800 665-0076

Télécopieur : (604) 940-9433

Courriel : Pherotech@mindlink.bc.ca

Internet : www.pherotech.com

Cooper Mill Ltd.

RR 3 Madoc, Ontario K0K 2K0

Téléphone : (613) 473-4847

Télécopieur : (613) 473-5080

Courriel : ipm@coopermill.com

Internet : www.coopermill.com

Sites Internet

Pheromone-3M Canada site <http://www.mmm.com/ca/ag>

Liste partielle des fournisseurs de matériel de surveillance des ennemis des cultures :

http://www.gov.on.ca/omafra/french/crops/resource/pestmonitor_equip.htm

Chapitre 3 : Les insectes ravageurs

Liste des pesticides homologués dans la canneberge au Canada

Cranberry Institute

266, Main Street

Wareham

02571 MA

Téléphone : Jere Downing, Directeur exécutif (508) 759-6855

Ouvrages de référence

Insectes ravageurs de la canneberge au Québec – Guide d'identification (Landry et al, 2000)

Club d'encadrement technique Atocas Québec

898, Principale, Notre-Dame-de-Lourdes (Québec) G0S 1T0

Téléphone : (819) 385-1053 Télécopieur : (819) 385-1054

À l'attention de : Edith Leclerc

Cranberry Insects of the Northeast (Averill et Sylvia, 1998)

Umass Cranberry Experiment Station

P.O. box 569, East Wareham, MA 02538

À l'attention de : Martha Sylvia

Téléphone : (508) 295-2212 Télécopieur : (508) 295-6387

Integrated Pest Management for Cranberries in Western Canada (Maurice et al., 2000)

Agriculture et Agroalimentaire Canada

Centre de recherches agroalimentaires du Pacifique

B. P. 1000, Agassiz, C. B. V0M 1A0

À l'attention de : Dr. S. M. Fitzpatrick

Régie de culture : le contrôle des insectes. Bulletin technique, production de canneberge, 1997, 42-45 et annexes.

Sites Internet

The black vine weevil <http://www.colostate.edu/depts/CoopExt/tra/plants/blakvine.html>

Cranberry Fruitworm <http://www.bio.umassd.edu/biodept/res-instut/cranberries/cranberries.htm>

Cranberry Tipworm <http://www.nemaine.com/rc&d/tipworm.htm>

Gypsy moth management <http://gypsy.fsl.wvu.edu/gmoth/manag>

Major cranberry pest identification key <http://pupux1.env.gov.bc.ca/~ipmis/docs/cranmjr.html>

Massachusetts Integrated Pest Management <http://www.umass.edu/umext/programs/agro/ipm>

Chapitre 4 : La pollinisation

Fournisseurs de ruches de bourdon

Halifax Seed Co. Inc.

P. O. Box 8026, Stn A Halifax, N. S. B3K 5L8

Téléphone : (902) 454-7456

P. O. Box 2021 St-Jean, N.-B. E2L 3T5

Téléphone : (506) 633-2032

Ruches en stiro-mousse (polystyrène). Spécifier ruches de type « B » : pour les champs.

Apipol s.e.n.c.

1131, Belleville

Laval (Québec) H7C 2C8

Jacques Gervais

Téléphone : (450) 661-1894 Télécopieur : (450) 661-5377

Boîtes cirées et imperméables, vendues séparément ou en groupe.

Koppert Canada

3, Pullman Court, Scarborough, Ontario M1X 1E4

Téléphone : (416) 291-0040

Ruches pour les champs disponibles, vendues en groupe de quatre avec boîtes en contre-plaqué. Moyenne recommandée : 4 ruches/hectare (2,5 acres).

Fournisseurs de ruches d'abeilles

Se renseigner auprès d'un conseiller.

Sites Internet

The Bumblebee page <http://www.mearns.org.uk/mrsmith/bees/bees.htm>

General beekeeping and plans for a bumblebee nest <http://www.members.aol.com/beetools/index.htm>

Plants that bumblebees forage and pollinate in the bog ecosystem <http://www.cae.wisc.bumblebees>

Solitary bees <http://www.uidaho.edu/pses/strickler/solitarybees/solitary.htm>

Bumble bee nest box (construction) <http://www.anet-chi.com/~manytimes/page40.htm>

Chapitre 5 : Les agents de lutte biologique Fournisseurs

Great Lakes IPM

10220, Church Road NE

Vestaburg, MI 48891

Téléphone : (517) 268-5693

Télécopieur : (517) 268-5311

Internet : <http://www.greatlakesipm.com>

E.S. Cropconsult Ltd

3041, West 33rd

Vancouver, B. C. V6N 2G6

Téléphone : (604) 266-6560

Courriel : dehhend@axion.net

Insecterra

2300, Sherbrooke Est, bureau 4

Montréal (Québec) H2K 1E5

Téléphone : (514) 524-2433

Télécopieur : (514) 528-6849

Courriel : ffournier@insecterra.com

Sites Internet

Liste de fournisseurs de nématodes <http://www.nysaes.cornell.edu/ent/biocontrol/pathogens/nematodes.html>

Beneficial Insects of British Columbia Cranberry Bogs <http://www.direct.ca/pestpage/ben3.html>

Nematodes <http://www.oardc.ohio-state.edu/nematodes/biologyecology.htm>

Nematode information related to cranberry http://www2.oardc.ohio-state.edu/nematodes/cranberry_fact_sheet.htm

List of beneficial insects and mites suppliers <http://www.gov.on.ca/omafra/english/crops/resource/beneficial.htm>

Chapitre 6 : Les maladies

Ouvrages de référence

Compendium of Blueberry and Cranberry Diseases. F.L. Caruso et D.C. Ramsdell, Eds. American Phytopathological Society Press, St-Paul, MN, 1995, 87 p.

Sites Internet

Fruit pathology <http://www.plantpath.wisc.edu/fpath/frames.htm>

University of Wisconsin, Plant pathology <http://www1.uwex.edu/ces/pubs/showpubs.cfm?theid=17>

Chapitre 7 : Les mauvaises herbes

Ouvrages de référence

Guide d'identification des mauvaises herbes. C. J. Bouchard et R. Néron. Centre ARICO. Direction des services technologiques. Ministère de l'Agriculture, des Pêcheries et de l'Alimentation du Québec, 200, chemin Sainte-Foy, 1^{er} étage, Québec, 1998, 253 p.

La Flore laurentienne. É. C., Frère Marie-Victorin. 5^e Édition. Les presses de l'Université de Montréal. B. P. 6128, Montréal 3, Québec, 1964, 925 p.

A field guide to common weeds of cranberries in Southeastern Massachusetts. H.A. Sandler et M.J. Else. Umass Cranberry Station Extension Publication, 1995, 16 p.

An illustrated guide to the weeds of cranberry bogs in Southeastern New England. J.R. Sears, J. Dunn et B. Harrison. Umass-Dartmouth Publication, 1996, 90 p.

Sites Internet

Weed identification guide <http://www.gov.ns.ca/nsaf/elibrary/archive/ipm/weeds/990019.htm>

Chapitre 8 : Les pesticides

Renseignements sur les pesticides

**Agence de réglementation
de la lutte Antiparasitaire (ARLA)**
Santé Canada
2750, promenade Riverside
I. A. 6606D2
Ottawa, Ontario K1A 0K9
Internet : <http://www.hc-sc.gc.ca/pmra-arla>

**Service de renseignements sur la lutte antiparasitaire
(ARLA)**
(5 jours par semaine)
Téléphone : 1 800 267-6315 ou (613) 736-3799
Télécopieur : (613) 736-3798
Courriel : pmra_infoserv@hc-sc.gc.ca

Bureaux régionaux de l'Agence de réglementation de la lutte antiparasitaire Atlantique

ARLA

Directeur régional

1081, rue Main, C. P. 6088

Moncton, N.-B. E1C 8R2

Téléphone : (506) 851-2689

Courriel : mctiernann@em.agr.ca

Québec

ARLA

Directeur régional

2001, rue Université, 7^e étage

Montréal (Québec) H3A 3N2

Téléphone : (514) 283-8888

Télécopieur : (514) 283-1919

Courriel : lafortunej@em.agr.ca

Ontario

ARLA

Directeur général

174, chemin Stone Ouest

Guelph, Ontario N1Q 4S9

Téléphone : (519) 837-9400

Télécopieur : (519) 837-9773

Courriel : Pettigrewr@em.agr.ca

Bureaux régionaux de l'Agence canadienne d'inspection des aliments

Centre opérationnel de l'Atlantique

1081, rue Main

B. P. 6088

Moncton, N.-B. E1C 8R2

Pierrette Savoie

Secrétaire, Bureau du directeur exécutif

Téléphone : (506) 851-7670

Courriel : savoiepm@inspection.gc.ca

Courriel : johnsonkl@inspection.gc.ca

Bureau régional de la Nouvelle-Écosse

1992, Promenade Agency

CP 1060

Dartmouth, N. S. B2Y 3Z7

Deborah Forsythe, adjointe administrative

Téléphone : (902) 679-5740

Télécopieur : (902) 679-5565

Courriel : forsythed@inspection.gc.ca

Bureau régional Terre-Neuve St-John's

10, Barter's Hill

St-Jean, T.-N.

Sharon Myler, adjointe administrative

Téléphone : (709) 772-6070

Télécopieur : (709) 772-2282

Courriel : mylers@inspection.gc.ca

Bureau régional du Nouveau-Brunswick Frédéricton

850, chemin Lincoln

B. P. 2222

Frédéricton, N.-B. E3B 5G4

Wanda Alexander, agente de programmes, Protection des végétaux

Téléphone : (506) 452-4890

Télécopieur : (506) 452-3923

Courriel : alexanderw@inspection.gc.ca

Bureau régional de l'Île-du-Prince-Édouard Charlottetown

690, avenue University

Charlottetown, Î.-P.-E. C1E 1E3

Kirsten Johnson, adjointe administrative

Téléphone : (902) 566-7449

Télécopieur : (902) 566-7334

Ouvrages de référence

Je passe à l'action, je règle mon pulvérisateur à rampe. Institut de technologie agroalimentaire de La Pocatière, Stratégie phytosanitaire - Saint-Laurent Vision 2000. Ministère de l'Agriculture, des Pêcheries et de l'Alimentation du Québec, 2002.

Sites Internet

Pesticides <http://www.eddenet.ca>

Textes des lois canadiennes http://canada.justice.gc.ca/loireg/index_fr.html

Lois sur les espèces sauvages au Canada http://www.cws-scf.ec.gc.ca/laws_f.html

ANNEXE F : DÉLAIS DE RÉENTRÉE AU CHAMP

Le tableau suivant présente les délais de sécurité après traitement pour le retour au champ de tous les pesticides homologués dans la culture de la canneberge, saison 2002. Ce sont des recommandations proposées par le Centre de toxicologie du Québec. Certains délais pourraient être éventuellement modifiés. Cette liste est sujette à changement; si des pesticides sont nouvellement homologués, s'assurer de connaître leur délai respectif de sécurité après traitement pour le retour au champ.

Délais de retour au champ selon les pesticides utilisés

Type de pesticide	Nom commercial	Délai de retour
Herbicides	Casoron	24 heures
	Devrinol	12 heures
	Round Up, Touchdown	12 heures
	Poast Ultra	12 heures
	Lontrel	12 heures
	Huile herbicide	12 heures
	2,4-D	24 heures
Insecticides	Dipel, Bioprotec caf	12 heures
	Diazinon	Entre 12 et 24 heures*
	Sevin	24 heures
	Guthion	48 heures
	Malathion	24 heures
	Imidan	24 heures
	Orthène	24 heures**
Fongicides	Bravo	48 heures***
	Topas (à base de propiconzole)	24 heures****
	Oxychlorure de cuivre	24 heures
	Ferbam	24 heures
	Funginex	12 heures
	Folpan	24 heures

* Il est recommandé d'attendre 24 heures

** Possiblement cancérigène

*** Risques de dermatites et irritant sévère

**** Effets tératogènes possibles

ANNEXE G : MESURES ET ÉQUIVALENCES

Longueur					
1 pouce	(po)	2,54	centimètres	(cm)
1 pied	(pi)	30,48	centimètres	(cm)
1 verge	(vg)	91,44	centimètres	(cm)
1 mille terrestre	(mi)	1,609	kilomètre	(km)
1 arpent		58,52	mètres	(m)
1 centimètre	(cm)	0,3937	pouce	(po)
1 mètre	(m)	3,2808	pieds	(pi)
1 kilomètre	(km)	0,6215	mille terrestre	(mi)
1 arpent			192	pieds	(pi)
Masse					
1 once	(oz)	28,349	grammes	(g)
1 livre	(lb)	453,592	grammes	(g)
1 tonne	(t)	1 000	kilogrammes	(kg)
1 gramme	(g)	0,0353	once	(oz)
1 kilogramme	(kg)	2,2046	livres	(lb)
Surface					
1 pouce carré	(po ²)	6,45	centimètres carrés	(cm ²)
1 pied carré	(pi ²)	0,093	centimètre carré	(cm ²)
1 verge carrée	(vg ²)	0,836	mètre carré	(m ²)
1 acre	(ac)	0,404686	hectare	(ha)
1 hectare	(ha)	10 000	mètres carrés	(m ²)
1 centimètre carré	(cm ²)	0,155	pouce carré	(po ²)
1 mètre carré	(m ²)	10,752	pieds carrés	(pi ²)
1 acre	(ac)	43 560	pieds carrés	(pi ²)
1 hectare	(ha)	107 593,20	pieds carrés	(pi ²)
1 hectare	(ha)	2,47105	acres	(ac)
1 mètre carré	(m ²)	1,196	verges carrées	(vg ²)
1 acre	(ac)	4 840	verges carrées	(vg ²)
1 hectare	(ha)	11 959,88	verges carrées	(vg ²)
Température (t)					
Degré Fahrenheit	(°F)	5/9 (t-32)	degrés Celsius	
Degré Celsius	(°C)	t (9/5) +32	degrés Fahrenheit	

Vitesse					
1 mille à l'heure	(mi/h)	1,609	kilomètre à l'heure	(km/h)
1 kilomètre à l'heure	(km/h)	0,621	mille à l'heure	(mi/h)
Volume					
1 once liquide	(oz fl)	28,41	millilitres	(mL)
1 once liquide US	(oz fl US)	29,57	millilitres	(mL)
1 tasse	(t)	250	millilitres	(mL)
1 pinte US	(pt US)	0,473	litre	(L)
1 pinte impériale	(pt)	0,568	litre	(L)
1 gallon US	(gal US)	3,785	litres	(L)
1 gallon impérial	(gal)	4,546	litres	(L)
1 baril US	(bbl)	158,98	litres	(L)
1 millilitre	(mL)	0,0352	once	(oz)
1 litre	(L)	0,22	gallon	(gal)
1 tasse	(L)	8	onces	(oz)
1 centimètre cube	(cm ³)	1	millilitre	(mL)
1 mètre cube	(m ³)	1 000	litres	(L)
1 gallon US	(gal US)	8	pintes US	(pt US)
1 gallon Impérial	(gal)	8	pintes impériales	(pt)
Unité de quantité par surface					
1 once par acre	(oz/ac)	0,0702	litre par hectare	(L/ha)
1 livre par acre	(lb/ac)	1,12	kilogramme par hectare	(kg/ha)
1 gallon par acre	(gal/ac)	11,23	litres par hectare	(L/ha)
1 litre par hectare	(l/ha)	14,25	onces par acre	(oz/ac)
1 kilogramme par hectare	(kg/ha)	0,893	livre par acre	(lb/ac)
1 litre par hectare	(l/ha)	0,089	gallon par acre	(gal/ac)

RÉFÉRENCES

COMMUNICATIONS PERSONNELLES

Barrette, Evelyne	Ministère de l'Environnement, Québec, Qué.
Bernier, Danielle	Ministère de l'Agriculture, des Pêcheries et de l'Alimentation du Québec, Québec, Qué.
Caruso, Frank	Cranberry Experiment Station, Univ. of Massachusetts, East Wareham, MA
Chiasson, Gaétan	Agriculture, Pêches et Aquaculture, Bathurst, N.-B.
Coady, Juanita	Ressources Forestières et Agroalimentaire, Corner Brook, T.-N.
Coombes, Janet	Agriculture et Agroalimentaire Canada, St-John's, T.-N.
Delbridge, Rick	Delbridge Disease Management, Kentville, N.-É.
Desjardins, France	Ministère de l'Agriculture, des Pêcheries et de l'Alimentation du Québec, Québec, Qué.
Desrosiers, Richard	Ministère de l'Environnement, Québec, Qué.
Dittl, Tim	Ocean Spray Cranberries Inc., Babcock, WI
Dixon, Peggy	Agriculture et Agroalimentaire Canada, St-John's, T.-N.
Drolet, Jacques	Santé Canada - Agence de réglementation de la lutte antiparasitaire, Ottawa, Ont.
Duval, Méliissa	Ministère de l'Agriculture, des Pêcheries et de l'Alimentation du Québec, Québec, Qué.
Fisher, Pam	Agriculture et Alimentation, Simcoe, Ont.
Fitzpatrick, Sheila	Agriculture et Agroalimentaire Canada, Agassiz, C.-B.
Fréchette, Mario	Ministère de l'Agriculture, des Pêcheries et de l'Alimentation du Québec, Québec, Qué.
Garon, Marie	Ministère de l'Agriculture, des Pêcheries et de l'Alimentation du Québec, Québec, Qué.
Gobeil, Jacques	Canneberges Bieler Inc., Manseau, Qué.
Guay, Louise	Ministère de l'Agriculture, des Pêcheries et de l'Alimentation du Québec, Québec, Qué.
Harvey, Claire	Ministère de l'Agriculture, des Pêcheries et de l'Alimentation du Québec, Québec, Qué.
Henderson, Deborah	E.S. Cropconsult Ltd., Vancouver, C.-B.
Iraqi, Driss	Agence canadienne d'inspection des aliments, Qué.
Johnston, Blake	Nova Scotia Cranberry Growers Association, Laurencetown, N.-E.
Jordan, Chris	Agriculture et Foresterie, Montague, Î.-P.-É.
Lacroix, Michel	Ministère de l'Agriculture, des Pêcheries et de l'Alimentation du Québec, Sainte-Foy, Qué.
Letendre, Michel	Ministère de l'Agriculture, des Pêcheries et de l'Alimentation du Québec, Sainte-Foy, Qué.
Lynch, Kelvin	Agriculture, Pêches et Aquaculture, Fredericton, N.-B.
MacKenzie, Kenna	Agriculture et Agroalimentaire Canada, Kentville, N.-E.
Mahr, Daniel	Université du Wisconsin, Madison, WI
Maud, Chris	Agriculture, Pêches et Aquaculture, Fredericton, N.-B.
McCully, Kevin	Agriculture, Pêches et Aquaculture, Fredericton, N.-B.
McNeil, Jeremy	Université Laval, Québec, Qué.
Parrot, Marc	Maison des insectes, Québec, Qué.
Pelletier, Dominique	Insecterra, St-Jean-sur-Richelieu, Qué.
Polavarapu, Sridhar	Rutgers University, Chatsworth, NJ
Roy, Michèle	Ministère de l'Agriculture, des Pêcheries et de l'Alimentation du Québec, Québec, Qué.
Ryan, Karen	Department of Environment and Labour, T.-N.
Sandler, Hilary	Cranberry Experiment Station, Univ. of Massachusetts, East Wareham, MA
Stapleton, Kathy	Ministère de l'Environnement, Fredericton, N.-B.
Sylvia, Martha	Cranberry Experiment Station, Univ. of Massachusetts, East Wareham, MA
Weber, Donald	USDA, ARS, PSI, Beltsville, MD

BIBLIOGRAPHIE

- Annual report on environmental health and safety*. Ocean Spray Cranberries, Inc. Lakeville-Middleboro, MA, 1995-1996.
- Anonymous. *Diseases and Arthropod Pests of Blueberries*. N. C. State University. Raleigh, N.C. Bulletin, 1984, 468 : 16-17, 20.
- Averill, A. L. *Sparganothis Fruitworm Life Cycle*. Cranberry Insect Lifecycles. Univ. Mass., Cranberry Exp. Stn. East Wareham, MA, 1993a, 1 p.
- Averill, A. L. *Confusing Spring Caterpillars and Sawfly Larvae in Cranberry*. Univ. Mass., Cranberry Exp. Stn. East Wareham, MA, 1993b, 2 p.
- Averill, A.L. *Gypsy Moth Life Cycle*. *Cranberry Insect Lifecycles*. Univ. Mass., East Wareham, MA, 1990, 1 p.
- Averill, A. L. et al. *Integrated Pest Management Notebook*. Cranberry Experiment Station, University of Massachusetts, P.O. Box 569, East Wareham, MA 02538, 1995, 73 p.
- Averill, A. L. *Biology and Management of Direct Fruit Pests in Cranberry* dans 1995 Cranberry, Agricultural Research, Progress reports. Ocean Spray Cranberries, Lakeville -Middleboro, MA, 1996, 9 p.
- Averill, A.L. et M.M. Sylvia. *Cranberry Insects of the Northeast*. University of Massachusetts, Cranberry Experiment Station, P.O. Box 569, East Wareham, MA 02538, 1998, 112 p.
- Averill, A. L. *Sparganothis Fruitworm : Shifting to Biointensive Management* dans 1999 Cranberry Research Compilation, Cranberry Institute, Wareham, MA, 1999, 11 : 46-56.
- Baker, T. C. *Novel MSTRStm devices for mating disruption of the cranberry blackheaded fireworm in the field* dans 1996 Cranberry, Agricultural Research, Progress Reports. Ocean Spray Cranberries, Lakeville -Middleboro, MA, 1997, 7 p.
- Baker, T. C., T. Dittl et A. Mafra-Neto. *Disruption of sex pheromone communication in the blackheaded fireworm in Wisconsin cranberry marshes using MSTRStm devices*, dans 1996 Cranberry, Agricultural Research, Progress reports. Ocean Spray Cranberries, Lakeville -Middleboro, MA, 1997, 7 p.
- Barrette, E. *Biologie des visiteurs des fleurs dans la culture de la canneberge (Vaccinium macrocarpon), région des Bois-Francs, Québec*. Mémoire de maîtrise. Université Laval, Sainte-Foy, Québec, 2001, 71 p.
- Beckwith, C. S. *Sparganothis sulfureana Clem., a cranberry pest in New Jersey*. J. Econ. Entomol. 1938, 31(2) : 253-256.
- Beckwith, C. S. *Control of cranberry fruitworm on blueberries*. J. Econ. Entomol, 1941, 34(2) : 169-171.
- Benoît, P. et D. Lachance. *La spongieuse au Canada : moeurs et répression*. Forêts Canada, Ottawa.
- Rapport d'information DPC-X32F, 1990, 19 p.
- Benoît, P. *Noms français d'insectes au Canada*. 4^e Édition. Agriculture Québec, 1975, 214 p.
- Beroza, M. et E. F. Knipling. *Gypsy moth control with the sex attractant pheromone*. Sci., 1972, 177 : 19-27.
- Berry, R. et J. Liu. *Biological control of cranberry insects with beneficial nematodes* dans Cranberry Research Compilation, Cranberry Institute, Wareham, MA, 1998, 11 : 67-70.
- Bonney, R. E. *Pollination. Cranberry Production : a guide for Massachusetts*, Umass Extension, Univ. Mass., Ext Public, 1998, SP-127.

- Booth, S. R., K. Patten et B. Maupin. *Evaluation of biorational and microbial insecticides to manage cranberry pests*, dans Cranberry Research Compilation, Cranberry Institute, Wareham, MA, 1998, 11 : 71-98.
- Borror, D. J. et R. E. White. *A field guide to the insects of America North of Mexico*. Houghton Mifflin Company Boston, 1970, 404 p.
- Borror, D. J., D. M. Dulong et C. A. Triplehorn. *An introduction to the study of insects*. Fourth edition. Holt, Rinehart and Winston, 1954, 852 p.
- Bouchard, C. J. et R. Néron. *Guide d'identification des mauvaises herbes*. Conseil des productions végétales du Québec inc. (CPVQ). MAPAQ, 200, Chemin Sainte-Foy, 1^{er} étage, Québec, 1998, 253 p.
- Bourque, J. F. et al. *Pesticides et agriculture : bon sens, bonnes pratiques*. Ministère de l'Agriculture, des Pêcheries et de l'Alimentation du Québec, ministère de la Santé et des Services sociaux et l'Union des producteurs agricoles, Sainte-Foy, Québec. Les publications du Québec, 1996, 61 p.
- Brissette, B. B. Soule, et D. Weber. *Determining cranberry weevil overwintering position by monitoring adult emergence* (abstr.) North American Cranberry Research and Extension Workers Conference. October 9-11, Wisconsin Rapids, WI, 1997, 42 p.
- Brisson, J.-D. et al. *Les insectes pollinisateurs : des alliés à découvrir*. Fleurs, plantes et jardins. Collection no 3., 1994, p. 15-35.
- Brodel, C. F. et S. L. Roberts. *The cranberry fruitworm*. Univ. Mass., Cranberry Exp. Stn. East Wareham, MA, 1984, 2 p.
- Brodel, C. F. et S. L. Roberts. *The cranberry weevil*. Univ. Mass., Cranberry Exp. Stn. East Wareham, MA, 1 p.
- Bulletin technique d'information sur la production écologique de la canneberge*. Mars 1997, p. 35-36.
- Butler, L. *Parasitoids of a looper complex* (Lepidoptera : Geometridae) in West Virginia. Can. Entomol. 122 (9-10), 1990, p. 1041-1043.
- Cahier d'auto-évaluation en lutte intégrée-canneberge. *Stratégie phytosanitaire*. Ministère de l'Agriculture, des Pêcheries et de l'Alimentation du Québec, Québec, 2002.
- Cane, J. H., K. MacKenzie et D. Schiffhauer. *Honey bees harvest pollen from the porose anthers of cranberries* (*Vaccinium macrocarpon*) (Ericaceae). Am. Bee J., 1993, 133 : 293-295
- Cane, J. H., D. Schiffhauer et L. J. Kervin. *Pollination, foraging, and nesting ecology of the leafcutting bee* *Megachile* (*Delomegachile*) *addenda* (Hymenoptera : Megachilidae) on cranberry beds. Ann. Entomol. Soc. Am., 1996, 89(3) : 361-367.
- Caruso, F. L. et D. C. Ramsdell *Compendium of Blueberry and Cranberry Diseases*. Eds. American Phytopathological Society Press, St-Paul, MN, 1995, 87 p.
- Chapman, P. J. et S. E. Lienk. *Tortricid fauna of apple in New York*, 1971, p. 102-103.
- Chenot, A. B. et K. F. Raffa. *Effects of parasitoid strain and host instar on the interaction of Bacillus thuringiensis subsp. kurstaki with the gypsy moth* (Lepidoptera : Lymantriidae) larval parasitoid *Cotesia melanoscela* (Hymenoptera : Braconidae). Environ. Entomol, 1998, 27(1) : 37-147.
- Club d'encadrement technique Atocas Québec. *Rapport des activités : saison 1997*, 1997, 45 p.
- Club d'encadrement technique Atocas Québec. 1998. *Rapport des activités : saison 1998*, 1998, 40 p.
- Cockfield, S. D., S. L. Butkewich, K. S. Samoil et D. L. Mahr. *Forecasting flight activity of Sparganothis sulfureana* (Lepidoptera : Tortricidae) in cranberries. J. Econ. Entomol, 1994, 87(1) : 193-196.

- Cockfield, S. D., S. M. Fitzpatrick, K.V. Giles et D. L. Mahr. *Hatch of blackheaded fireworm (Lepidoptera : Tortricidae) eggs and prediction with temperature-driven models*. Environ. Entomol, 1994, 23(1) : 101-107.
- Cockfield, S. D. et D. L. Mahr. *Flooding cranberry beds to control blackheaded fireworm (Lepidoptera : Tortricidae)*. J. Econ. Entomol, 1993, 85(6) : 383-2388.
- Cockfield, S. D. et D. L. Mahr. *Flooding cranberry beds to control blackheaded fireworm (Lepidoptera : Tortricidae)*. J. Econ. Entomol, 1992, 85(6) : 2383-2388.
- Cockfield, S. D., J. B. Olson, et D. L. Mahr. *Blackheaded fireworm (Lepidoptera : Tortricidae) larval phenology model based on diet-specific developmental rates*. Environ. Entomol, 1994, 23(2) : 406-413.
- Cossentine, J. E. et L. B. Jensen. *Orthosia hibisci Guenée (Lepidoptera : Noctuidae) : indigenous parasitoids and the impact of Earinus limitarus (Say) (Hymenoptera : Ichneumonidae) on its host feeding activity*. Can. Entomol, 1995, 127(4) : 473-477.
- Conseil des productions végétales du Québec. *Colloque sur la pollinisation : de la fleur aux profits*. Ministère de l'Agriculture, des Pêcheries et de l'Alimentation du Québec, Sainte-Foy, Québec, 1998, 110 p.
- Conseil des productions végétales du Québec. *Colloque sur l'apiculture et la pollinisation : un partenariat qui porte fruit*. Ministère de l'Agriculture, des Pêcheries et de l'Alimentation du Québec, Sainte-Foy, Québec, 1994, 134 p.
- Conseil des productions végétales du Québec. *L'abeille et les pesticides*. Apiculture. Ministère de l'Agriculture, des Pêcheries et de l'Alimentation du Québec, Sainte-Foy, Québec, 1988, 16 p.
- Cranberry Chart Book. *Management Guide for Massachusetts*. University of Massachusetts Cranberry Experiment Station. P.O. Box 569, East Wareham, MA 02538, 2001, 50 p.
- Cranberry pest management guide*. Atlantic Committee Fruit Crops. Atlantic Provinces Agricultural Services Coordinating Committee, 2000, 14 p.
- DeMoranville, C. et A. L. Averill. *Cranberry plants compensate for upright tip destruction by cranberry tipworm (abstr.)* HortScience, 1994, 29(5) : 453.
- DeMoranville, I. E. *Cranberry pollination*. Modern Cranberry Cultivation. Coop. Ext. Service, Univ. Mass., 1987, SP-126.
- Dictionnaire Le Petit Larousse illustré*. Éditions Bordas . 21, rue du Montparnasse 75283, Paris Cedex 06., 1999, 1787 p.
- Diseases and arthropod pests of blueberries*. N. C. State University. Raleigh, N.C. Bulletin, 1984, 468 : 16-17, 20. (1003)
- Dittl, T. G. *A survey of insects found in cranberries in Wisconsin*. Ph.D. thesis. Univ. of Wisconsin. Madison, WI, 1998, 172 p.
- Dixon, P. *Insects on Wild Cranberry in New Foundland* dans 1999 Cranberry Research Compilation, Cranberry Institute, Wareham, MA, 2000, 11 : 89-92.
- Duval, J. *Plantes compagnes et couvre-sol floraux pour la lutte biologique des ravageurs en verger*. Ecological agriculture projects, 1993, 10 p.
- Eck, P. *The american cranberry*. Rutgers University Press. New Brunswick, NJ, 1990, 420 p.
- Else, M. J., H. A. Sandler et S. Schutler. *Weed Mapping as a Component of Integrated Pest Management in Cranberry Production*. Hort. Technology, 1995, 5(4) : 302-305.
- Evans, E. et M. Spivak. *Economics of pollination in renting hooney bee colonies worth the money*. Wisconsin Cranberry School, 2001, 11 : 28-29.

- Filmer, R. S., P. Marucci et H. Moulter. *Seed counts and size of cranberries*. Proc. Amer. Cranberry Grower's Assoc., 1958, 88 : 22-30.
- Fitzpatrick, S. M. *Insect Management in Cranberries*. Atlantic Cranberry Management Course 2000, Amherst, Nova Scotia, 2000.
- Fitzpatrick, S. M. *Mating disruption of blackheaded fireworm* dans 1995 Cranberry, Agricultural Research, Progress Reports. Ocean Spray Cranberries, Lakeville -Middleboro, MA, 1996.
- Fitzpatrick, S. et al. *Mating disruption of blackheaded fireworm : Phase in Wisconsin*, dans 1998 Cranberry Research Compilation. Cranberry Institute, Wareham, MA, 1998, 11 : 125-136.
- Fitzpatrick, S. et al. *Mating disruption of blackheaded fireworm in Canada : Phase in British Columbia*, dans 1998 Cranberry Research Compilation. Cranberry Institute, Wareham, MA, 1998, 11 : 137-159.
- Fitzpatrick, S. M., J. T. Troubridge et C. Maurice. *Parasitoids of blackheaded fireworm (Rhopobota naevana Hbn.) larvae on cranberries and larval escape behaviour*. J. Entomol. Soc. Brit. Columbia, 1994, 91 : 73-74.
- Fitzpatrick, S. M., J. T. Troubridge, C. Maurice et J. White. *Initial studie of mating disruption of the blackheaded fireworm of cranberries (Lepidoptera : Tortricidae)*. J. Econ. Entomol, 1995, 88(4) : 1017-1023.
- Fournier, F. et al. *Selection and use of Trichogramma spp. For the biological control of Acrobasis vaccinii and Sparganothis sulfureana in cranberry production*, dans 1998 Cranberry Research Compilation. Cranberry Institute, Wareham, MA, 1998, 11 : 161-166.
- Franklin, H. J. *Cranberry insects in Massachusetts*. Mass.Agric. Exp. Stn Bull. Univ. Mass., Amherst, MA, 1948, no 445, 64 p.
- Franklin, H. J. *Cranberry insects in Massachusetts*, Parts II-VII. Mass.Agric. Exp. Stn. Bull. Univ. Mass., Amherst, MA, 1950, no 445. 88 p.
- Frère Marie-Victorin, É. C. *La Flore laurentienne*. 5^e Édition. Les presses de l'Université de Montréal. C.P. 6128, Montréal 3, Québec, 1964, 925 p.
- Granett, J. *A disparlure-baited box trap for capturing large numbers of gypsy moths*. J. Econ. Entomol, 1973, 66(2) : 359-362.
- Granett, J. *Estimation of male mating potential of gypsy moth with disparlure baited traps*. Environ. Entomol, 1974, 3(3) : 383-385.
- Hall, I. V. et L. E. Aalders. *The relationship between seed number and berry weight in the cranberry*. Can. J. Plant Sci., 1965, 45 : 292.
- Hedstrom, W., B. Wittchen et J. Harker. *Cranberry Agriculture in Maine : Opportunities and Challenges*. Maine, 1990, 56-63.
- Henderson, D. et R. Singhai. *Efficacy study of three species of parasitic nematode for control of cranberry girdler, Chrysoteuchia topiaria*, in British Columbia, dans 1998 Cranberry Research Compilation, Cranberry Institute, Wareham, MA, 1998, 11 : 167-176.
- Henderson, D. et C. Emery. *Improving monitoring and biocontrol of cranberry girdler* dans 1999 Cranberry Research Compilation, Cranberry Institute, Wareham, MA, 2000, 11: 135-164.
- Je passe à l'action, je règle mon pulvérisateur à rampe*. Institut de technologie de La Pocatière - Stratégie phytosanitaire. Ministère de l'Agriculture, des Pêcheries et de l'Alimentation du Québec, Sainte-Foy, Québec, 2002.
- Judd, G. J. R. et M. G. T. Gardiner. *Forecasting phenology of Orthosia hibisci Guenée (Lepidoptera : Noctuidae) in British Columbia using sex-attractant traps and degree-day models*. Can. Entomol, 1997, 129(5) : 815-825.

- Julian, J. J. *First record of parasites reared from Sparganothis sulfureana (Lepidoptera : Tortricidae)*. Entomol. News, 1988, 99(2) : 81-84.
- Kamm, J. A. et L. M. McDonough. *Field tests with the sex pheromone of the cranberry girdler*. Environ. Entomol, 1979, 8(4) : 773-775.
- Kamm, J. A. et L. M. McDonough. *Seasonal flight of the cranberry girdler determined with pheromone traps*. J.N.Y. Entomol. Soc., 1982, 90(2) : 94-98.
- Landry, J.-F., M. Roy et C. Turcotte. *Insectes ravageurs de la canneberge au Québec*. Club d'encadrement technique Atocas Québec inc., 898, Principale, N.-D. de Lourdes, Québec, 2000, 188 p.
- Lasota, J. A. *IPM in cranberries*. Bostanian N. J., L. T. Wilson, and T. J. Dennehy. (eds) : Monitoring and integrated management of arthropod pests of small fruit crop. Intercept Ltd. Andover, Hampshire, 1990, 283-292.
- Laverty, T. M. *Costs to foraging bumble bees of switching plant species*. Can. J. Zool., 1994, 72 : 43-47.
- Leonard, D. E. *Bioecology of the gypsy moth* dans The gypsy moth : research toward integrated pest management. C. C Doane and M. L. Mcanus. U.S. Department of Agriculture. Washington, D.C., 1981, 19-21, 26-27.
- Li, S. Y., G. M. Sirois, A. Luczynski et D. E. Henderson. *Indigenous Trichogramma (Hym.: Trichogrammatidae) parasitizing eggs of Rhopobota naevana (Lep. : Tortricidae) on cranberries in British Columbia*. Entomophagea, 1993, 38(3) : 313-315.
- Macfarlane, R. *Bumble bees as pollinators and management options*. Wisconsin Cranberry School, Proceedings, 1995, 6 : 30-31.
- Macfarlane, R. *Cranberry pollination and bumble bees*. Wisconsin Cranberry School, 1995 Proceedings, 1995, 6 : 1-6.
- Macfarlane, R. et K. D. Patten. *Cranberry pollination and Pacific Northwest pollinators*. Washington State University Annual Report to the Cranberry Institute, 1994.
- MacKenzie, K. *Bumble bees*. Atlantic Cranberry Course, 2001. Amherst, Nova Scotia, 2001a, 4 p.
- MacKenzie, K. *Insect Management in Cranberries*. Atlantic Cranberry Course, 2001. Amherst, Nova Scotia, 2001b, 4 p.
- MacKenzie, K. *Cranberry pollination*. Atlantic Cranberry Management Course, Amherst, Nova Scotia, 2000, 7 p.
- MacKenzie, K. *Are alfalfa leafcutting bees (Megachile rotundata L.) a viable alternative pollinator for cranberries?* Progress Report, 1999. Ocean Spray, Inc. Lakeville-Middleboro, 1999, 8 p.
- MacKenzie, K. E. *The foraging behaviour of honey bees (Apis mellifera L.) and bumble bees (Bombus spp) on cranberry (Vaccinium macrocarpon Ait.)* Apidologie, 1994a, 25 : 375-383.
- MacKenzie, K. E. *Pollination of two ericaceous berry crops, the highbush blueberry (Vaccinium corymbosum L.) and the American cranberry (Vaccinium macrocarpon Ait.)* PhD Dissertation, Cornell Univ., Ithaca, New York, 1994b, 193 p.
- MacKenzie, K. et A. L. Averill. *Bee (Hymenoptera : Apoidea) diversity and abundance on cranberry in southern Massachusetts*. Ann. Entomol. Soc. Am., 1995, 88(3) : 334-341.
- MacKenzie, K., J. H. Cane et D. Schiffhauer. *Foraging by bee pollinators of cranberry*. Cranberries, 1993, 3 p.
- MacKenzie, K. et S. Javorek. *The potential of alfalfa leafcutter bees (Megachile rotundata L.) as pollinators of cranberry (Vaccinium macrocarpon Aiton)*. Acta Horticulturae, 1997, 437 : 345-351.
- MacKenzie, K., D. Strongman et D. Hoeg. *Microbial pathogens of insect pests on cranberries* dans 1998 Cranberry Research Compilation, Cranberry Institute, Wareham, MA, 1999, 11 : 197-209.

- MacKenzie, K. E., D. Strongman et D. Hoeg. *Microbial pathogens of insect pests on cranberries* dans 1996 Cranberry, Agricultural Research, Progress Reports. Ocean Spray Cranberries, Lakeville-Middleboro, MA, 1997, 4 p.
- MacKenzie, K. et M. L. Winston. *Diversity and abundance of native bee pollinators on berry crops and natural vegetation in the lower Fraser Valley, British Columbia*. Can. Ent, 1984, 116 : 965-974.
- Mc Manus, P. S. 1998. *Upright Dieback and Viscid Rot of Cranberry*. Dep. Plant Pathol. Univ. Wisconsin-Madison, 1998, 2 p.
- Mahr, D. L. *Strategies for insect control in a weak market*. University of Wisconsin, Madison, p. 27-37.
- Mahr, D. et T. Baker. *Mating disruption for insect control : where are we?* Wisconsin Cranberry School, 2001 Proceedings, 2001, 11 : 1-11.
- Mahr, D. L et K. K. Voss. *Cranberry insect pest management : cranberry tipworm* dans 1995 Cranberry, Agricultural Research, Progress Reports. Ocean Spray Cranberries, Lakeville-Middleboro, MA, 1996, 6 p.
- Mahr, D. L. et al. *Cranberry Pest Management in Wisconsin*. University of Wisconsin-Extension, Cooperative Extension, 45 N. Charter St., Madison, WI 53711, 2001, 26 p.
- Martineau, R. *Insectes nuisibles des forêts de l'est du Canada*. Ed. Marcel Broquet, 1985, 40-42, 114, 123-124, 184, 186, 211-212, 214.
- Matsumoto, B. et A. Averill. *A study of parasitization of two species of insect egg-larval parasites of the cranberry fruitworm in non-commercial cranberry bogs in Southeastern Massachusetts* dans 1999 Cranberry Research Compilation, Cranberry Institute, Wareham, MA, 1995, 11 : 178-179.
- Maurice, C. et al. *Integrated Pest Management for Cranberries in Western Canada - a guide to identification, monitoring and decision-making for pests and diseases*. Agriculture and Agri-Food Canada. Pacific Agrifood Research Centre. P.O.Box 1000, Agassiz, BC V0M 1A0, 2000, 78 p.
- Maxwell, C. W. et A. D. Pickett. *Insectes s'attaquant à l'atoca dans les provinces maritimes*. Gardiner, J.G. L'atoca. Dominion du Canada-ministère de l'Agriculture. Bull. du cultivateur 151, publ., 1949, 810 : 33-36.
- Mayer, D. F. et C. A. Johansen. *Protecting bees from pesticides*. Pacific Northwest Insect Control Handbook. Oregon State University, 1999, 20-22.
- McCown, B. H. *The application of biotechnology to cranberry production and genetic improvement*. Coose, J. 1996 Cranberry, Agricultural Research, Progress Reports. Ocean Spray Cranberries, Lakeville-Middleboro, MA, 1997, 10 p.
- McManus, P. S. *Upright dieback and viscid rot of cranberry*. Dept. Plant Pathology. Univ. Wisconsin-Madison, WI, 1998, 2 p.
- McManus, P. S. *Cottonball Disease of Cranberry*. Coop. Ext. Publis. Univ. Wisconsin, Madison, WI, 1999, 4 p.
- McManus, P. S. *Integrated management of cottonball*. Wisconsin Cranberry School, 1999 Proceedings, 1999, 10 : 5-11.
- McManus, P. S. *Cranberry disease management : Impacts of letting it all go*. Wisconsin Cranberry School, 2001 Proceedings, 2001, 11 : 9-11.
- McNeil, J. N. *Behaviour ecology of pheromone-mediated communication in moths and its importance in the use of pheromone traps*. Annu. Rev. Entomol, 1991, 36 : 407-30.
- McNeil, J. N. *Ecology and reproductive biology of the cranberry fruitworm, Acrobasis vaccinii (Lepidoptera : Pyralidea)*. Final report of an NSERC Coll. Res. and Dev. Grant, 2001, 6 p.
- Mc Neil, J. and M. Roy. *Cranberry fruitworm (Acrobasis vaccinii) Management* dans 1998 Cranberry Research Compilation, Cranberry Institute, Wareham, MA, 1998, 11 : 211-216.

- Mc Neil, J. and M. Roy. *Cranberry fruitworm (Acrobasis vaccinii) Management* dans 1999 Cranberry Research Compilation, Cranberry Institute, Wareham, MA, 1999, 11 : 191-194.
- Minott, C. W. *The gypsy moth on cranberry bogs*. U. S. Dep. Agric. Bull. no. 1093, 1922, 19 p.
- Morin, Y. et al. *Utilisation sécuritaire des pesticides*, p. 952 dans de gestion intégrée des ennemis du pommier, Gérald Chouinard (coord.), Centre de référence en agriculture et agroalimentaire du Québec, Québec, 2001, 234 p.
- Oudemans, P. V. *Cranberry Fruit Rot*. Wisconsin Cranberry School, 1999 Proceedings, 2000, 10 : 25-28.
- Oudemans, P. V., F. L. Caruso et A. W. Stretch. *Cranberry Fruit Rot in the Northeastern : a Complex Disease*. Plant Disease, 1998, 82 (11) : 1176-1184.
- Paradis, R. O. *Systema frontalis F. (Coléoptères : Chrysomelidae) dans les fraisières du Québec*. Phytoprotection, 1975, 56(1) : 42-45.
- Parent, S. *Dictionnaire de l'environnement*. Éditions Broquet Inc., 1990, 748 p.
- Patten, K. *Reducing the susceptibility of honey bees to field weather insecticide residue* dans 1995 Cranberry, Agricultural Research, Progress Reports. Ocean Spray Cranberries, Lakeville -Middleboro, MA, 1996, 3 p.
- Patten, K. D. et R. Macfarlane. *Factors affecting collection of cranberry pollen by honeybees*. North American Cranberry Research and Extension Workers Conference, 1995.
- Patten, K. D., C. H. Shanks et D. F. Mayer. *Evaluation of herbaceous plants for attractiveness to bumble bees for use near cranberry farms*. J. Apic. Res., 1993, 32 : 73-79.
- Pesson, P. et J. Louveau. *Pollinisation et productions végétales*. I.N.R.A. Parigi, 1984, 565 -575.
- Polavarapu, S. *Integration of behavioral, biological and reduced-risk chemical approaches into a sustainable insect management program for cranberries* dans 1998 Cranberry Research Compilation, Cranberry Institute, Wareham, MA, 1998, 11: 219-223.
- Polavarapu, S., G. Lonergan, H. Peng et K. Neilsen. *Disruption of mating in Sparganothis fruitworm (Lepidoptera : Tortricidae) with microencapsulated formulation of E11-tetradecenyl acetate (abstr.)* North American Cranberry Research and Extension Workers Conference. October 9-11, Wisconsin Rapids, WI, 1997, 28.
- Polavarapu, S., D. Polk et E. Rizio. *Seasonal life-history and management of cranberry fruitworm, Acrobasis vaccinii Riley infesting blueberries in New Jersey*. Hortic, News, 1996, 76(2) : 12-5.
- Ramsdell, D. C. *Compendium of blueberry and cranberry diseases*. F.L. Caruso et D.C. Ramsdell (eds). APS Press, St-Paul, MN, 1995.
- Régie de culture : le contrôle des insectes. *Bulletin technique, production de canneberge*, 1997, 42-45 et annexes.
- Rice Mahr, S. E. et L. Joe Moffitt. *Biologic and economic assessment of pesticide usage on cranberry*. NAPIAP. Report No 2-CA-94, 1994, 8-11, 21-39, 42-61.
- Rigby, B. et M. N. Dana. *Seed number and berry volume in cranberry*. HortSci. 1971, 6 : 495-496.
- Roberts, S. L. et C. F. Brodel. *The blackheaded fireworm*. Cranberry Exp. Stn. East Wareham, MA, 2 p.
- Roberts, S. L. et C. F. Brodel. *Cranberry pest control : the cranberry girdler*. Univ. Wis.-Extension. Madison, WI A3188, 1982, 2p.
- Roberts, S. L. et C. F. Brodel. *Major cranberry insect pests*. Fact sheet. Univ. of Mass. Cranberry Exp. Stn. East Wareham. MA, 1985.

- Roland, J. *Use of alternative plant species as a monitoring tool for the cranberry girdler (Lepidoptera : Pyralidae)*. Environ. Entomol, 1990, 19(3) 721 : 724.
- Roper, T. R. *Botanical aspects of pollination*. Wisconsin Cranberry School, 1995 Proceedings, 1995, 6 : 11-15.
- Roper, T. R. *A survey of field activity and influences of commercially reared bumblebee (Bombus sp.) on pollination, fruit set and productivity in cranberry*. Wisconsin Cranberry School, 1992, 3 : 1-7.
- Sandler, H. A. and M. J. Else. *A field guide to common weeds of cranberries in Southeastern Massachusetts*. UMass Cranberry Station Extension Publication, 1995, 16 p.
- Sarracino, J. M. et N. Vorsa. *Self and cross fertility in cranberry*. Euphytica, 1991, 58 : 129-136.
- Scammell, H. B. *Cranberries insect problems and suggestions for solving them*. U.S. Dep. Agric. Washington, D. C. Farmer's bulletin 860, 1917, 45 p.
- Simser, D. *Parasitism of cranberry fruitworm (Acrobasis vaccinii; Lepidoptera : Pyralidae) by endemic or released Trichogramma pretiosum (Hymenoptera : Trichogrammatidae)*. Great Lakes Entomol, 1996, 27(4) : 189-196.
- Société d'entomologie du Québec. *L'entomologie au Québec, une science à découvrir*. Québec Science, 3430, Saint-Denis, bureau 300, Montréal, mai 1999, 16 p.
- Spivak, M. *What can you do to improve cranberry pollination?* Wisconsin Cranberry School, 2000 Proceedings, 2000, 11 : 18-20.
- Stang, E. J. et al. *Commercially reared bumblebees in cranberry*. Wisconsin Cranberry School, 1992 Proceedings, 1992, 7 p.
- Theilmann, D. A., S. M. Fitzpatrick et F. Skelton. *Identification of a granulosis virus associated with mortality in the of blackheaded fireworm, Rhopobota naevana (Hübner) (Lepidoptera : Tortricidae)*. J. Invertebr. Pathol, 1995, 66(2) : 209-211.
- Tomlinson, W. E. Jr. *Control of Sparganothis sulfureana on cranberry*. J. Econ. Entomol, 1961, 54(4) : 811
- Tomlinson, W. E. Jr. *Cranberry insects*. Coop. Ext. Service. Univ. Mass., U.S., 1982, SP-137 (J1587 : 982-1000). 22 p.
- Van Drieshe, R. G. *Potential for increased use of biological control agents in Massachusetts cranberry bogs*. Van Drieshe, R. and E. Carey. *Opportunities for increased use of biological control in Massachusetts*. Mass. Exp. Stn, College of food and natural resources. Univ. Mass. at Amherst. Res. Bull. Number 718, 1987, p. 35-44.
- Weber, D. C. et al. *Night sweeping to enhance cranberry pest monitoring* dans 1999 Cranberry Research Compilation, Cranberry Institute, Wareham, MA, 1999, 11 : 234-238.
- Weseloh, R. M. *Estimation of predation rates of gypsy moth larvae by exposure of tethered caterpillars*. Environ. Entomol, 1990, 19(3) : 448-455.
- West, K. J. et J. C. Miller. *Patterns of host exploitation by Meteorus communis (Hymenoptera : Braconidae)*. Environ. Entomol, 1989, 18(3) : 537-540.
- Winston, M. L. et L. H. Graf. *Native bee pollinators of berry crops in Fraser Valley of British Columbia*. J. Entomol. Soc. B.C., 1982, 79 : 14-19.
- Wood, G. W. *Growing Cranberries*. Publication 1282/E. Agriculture Canada, Ottawa, 1981, p. 23-27.

GLOSSAIRE

n. = nom **l. = locution** **m. = masculin** **f. = féminin** **adj. = adjectif** **v. = verbe**

Annuel, elle : (adj.) qualifie une plante qui accomplit son cycle biologique complet en une seule année.

Anthère : (n. f.) partie terminale de l'étamine ou organe mâle des fleurs, renfermant le pollen.

Acospore : (n. f.) spore produite dans un asque.

Asque : (n. m.) chez certains champignons, organe de la reproduction sexuée dans lequel sont formés des spores.

Asticot : (n. m.) larve de certains insectes.

Asymptomatique : (adj.) se dit d'une maladie qui ne présente pas de symptômes.

Bactérie : (n. f.) micro-organisme unicellulaire, généralement sans chlorophylle, qui se reproduit par simple division.

Biodégradation : (n. f.) décomposition plus ou moins rapide de certaines substances (p. ex: matière organique) due à l'action d'organismes vivants.

Biopesticide : (n. m.) pesticide d'origine bactérienne destiné à détruire certains insectes et sans risque pour l'environnement.

Bisannuel, elle : (adj.) se dit d'une plante dont le cycle de développement est de deux ans.

Bouillie : (n. f.) liquide prêt à l'emploi pour une pulvérisation, un arrosage ou un trempage, dans lequel sont dispersés les pesticides à appliquer.

Bourgeon floral : (l. m.) organe végétal contenant une fleur.

Bourgeon terminal : (l. m.) bourgeon situé à l'extrémité de la tige.

Carpophore : (n. m.) organe reproducteur ou partie aérienne du champignon.

Caste : (n. f.) groupe d'individus au sein des sociétés animales (p. ex. : abeilles), généralement asexués, qui assurent des fonctions spécialisées (approvisionnement, défense, etc.)

Champignon : (n. m.) végétal cryptogame dépourvu de fleurs et de chlorophylle.

Chlorophylle : (n. f.) substance organique complexe qui donne aux végétaux leur couleur verte et qui joue un rôle principal dans la photosynthèse.

Collet : (n. m.) région de transition entre la racine et la tige chez les végétaux vasculaires.

Conidie : (n. f.) petite spore asexuée assurant la reproduction des champignons.

Corbeille à pollen : (l. f.) chez les bourdons et les abeilles ouvrières, organes de récolte du pollen situés sur la face externe du tibia de la troisième paire de pattes.

Cotylédon : (n. m.) première feuille de la plantule.

Cuticule : (n. f.) mince couche résistante, sécrétée par les cellules épidermiques des végétaux.

Dicotylédone : (n. f.) plante dont les graines possèdent une plantule à deux cotylédons.

Élytre : (n. m.) aile antérieure dure et rigide de certains insectes, qui ne bat pas pendant le vol mais qui protège au repos l'aile postérieure membraneuse.

Entomopathogène : (adj.) se dit d'un insecte qui engendre la maladie.

Entomophage : (adj. et n. m.) qui se nourrit d'insectes.

Épi : (n. m.) inflorescence dans laquelle des fleurs sans pédoncules sont insérées le long d'un axe principal.

Épillet : (n. m.) épi secondaire qui, réuni à d'autres, forme un épi.

Essaim : (n. m.) troupe d'abeilles (reines et ouvrières) quittant la ruche mère.

Étamine : (n. f.) organe sexuel mâle, chez les végétaux à fleurs, composé du filet et de l'anthère.

Faux-bourdon : (n. m.) mâle de l'abeille.

Forficule : (n. m.) insecte aussi appelé *perce-oreille*.

Gaine : (n. f.) base élargie par laquelle le pétiole d'une feuille s'insère dans la tige.

Gelée royale : (l. f.) substance fluide et blanchâtre sécrétée par les ouvrières, destinée à l'alimentation des larves et des jeunes reines.

Graminée : (n. f.) plante monocotylédone herbacée, aux minuscules fleurs en épis, aux fruits réduits à des grains.

Hermaphrodisme : (n. m.) présence des organes reproducteurs des deux sexes chez un même individu.

Hiberner : (v.) passer l'hiver en état léthargique, en raison d'une baisse de la température du corps.

Homologation : (n. f.) action de reconnaître officiellement quelque chose comme étant conforme aux règlements.

Hôte : (n. m.) organisme animal ou végétal qui héberge un parasite.

Inflorescence : (n. f.) disposition des fleurs sur la plante.

Large spectre : (l. m.) se dit d'un pesticide à action non spécifique, agissant sur un grand nombre d'espèces.

Ligule : (n. f.) chez les graminées, petit appendice membraneux situé au point de réunion de la gaine et du limbe.

Limbe : (n. m.) partie élargie et aplatie d'une feuille, d'un sépale ou d'un pétale.

Matière active : (l. f.) substance entrant dans la composition d'un produit antiparasitaire à laquelle les effets de ce produit sont attribués.

Miellat : (n. m.) sécrétion sucrée de certains parasites végétaux, tels que les pucerons et recueillie par les abeilles pour la fabrication du miel.

Monocotylédone : (adj. et n. f.) plante dont les graines possèdent une plantule à un seul cotylédon.

Mycélium : (n. m.) partie souterraine du champignon, généralement composée de filaments blancs et microscopiques.

Naïade : (n. f.) nymphe de certains groupes d'insectes, retrouvée dans les rivières et les ruisseaux.

Nappe aquifère : (l. f.) masse d'eau souterraine remplissant des vides d'un terrain poreux et perméable (l'aquifère) et surmontant une couche imperméable.

Nectaire : (n. m.) glande à la base de divers organes végétaux (feuille, ovaire, étamine) sécrétant le nectar.

Nectar : (n. m.) sécrétion aqueuse sucrée, plus ou moins visqueuse, riche en glucides, produite par les nectaires des végétaux.

Nématode : (n. m.) ver rond cylindrique, de taille microscopique et vivant dans le sol; quelques espèces sont parasites des animaux ou des végétaux.

Nervure : (n. f.) chacun des faisceaux vasculaires qui sillonnent le limbe et qui constituent la charpente des organes foliaires.

Ovipositeur : (n. m.) chez les femelles de certaines espèces d'insectes, organe de ponte porté à l'extrémité de l'abdomen.

Pain d'abeille : (l. m.) nourriture des larves d'ouvrières âgées de plus de trois jours, composée de miel, de pollen et de sécrétions.

Parasite : (n. m.) organisme qui vit aux dépens d'un autre appelé hôte.

Parasitoïde : (n. m.) organisme ne vivant exclusivement aux dépens d'un autre organisme que pendant une partie de son existence.

Pathogène : (adj.) se dit d'un agent qui engendre la maladie.

Périthèce : (n. m.) chez certains champignons, organe en forme de bouteille qui contient les asques.

Pesticide : (n. m.) substance ou préparation destinée à la destruction des organismes nuisibles, animaux ou végétaux.

pH : (n. m.) mesure du degré d'acidité ou d'alcalinité d'une solution, d'un sol.

Phénologie : (n. f.) étude scientifique des répercussions du temps et du climat sur les stades de vie animale ou végétale.

Phéromone : (n. f.) substance chimique sécrétée par un animal qui, lorsqu'elle est émise dans le milieu, a un effet sur le comportement d'autres individus de la même espèce.

Photosynthèse : (n. f.) chez les plantes vertes et certaines bactéries, processus de fabrication de matière organique à partir de l'eau et du gaz carbonique de l'atmosphère, utilisant la lumière comme source d'énergie et qui produit un dégagement d'oxygène.

Phylogénie : (n. f.) enchaînement au cours de l'évolution des lignées animales et végétales.

Pistil : (n. m.) appareil femelle des plantes à fleurs comprenant l'ovaire, le style et le stigmate.

Pollen : (n. m.) ensemble des grains microscopiques, généralement de couleur jaune, produits par les anthères des étamines d'une plante à graines.

Polyphage : (adj.) se dit d'un organisme se nourrissant de substances variées.

Prédateur : (n. m.) organisme qui, au cours de son développement, tue et consomme plusieurs animaux appelés proies.

Propolisation : (n. f.) action d'obturer les fissures de la ruche avec une substance résineuse que les abeilles récoltent sur les écorces et sur les bourgeons.

Ptéridophyte : (n. m.) plante qui possède des vaisseaux conducteurs de sève, mais qui ne se reproduit pas à l'aide de fleurs ou de graines.

Pupe : (n. f.) chez certains insectes, stade inactif de repos entre la larve et l'adulte.

Pycnides : (n. f.) fructifications asexuées de certains champignons qui produisent des conidies.

Ravageur : (n. m.) animal causant des dégâts aux cultures et aux forêts.

Résistance : (n. f.) propriété d'un organisme de survivre malgré un traitement habituellement efficace.

Rhizome : (n. m.) tige souterraine, vivace, qui produit chaque année des racines adventives et des tiges aériennes.

Seuil économique : (l. m.) seuil à partir duquel un traitement est rentable en raison du nombre important de ravageur.

Spore : (n. f.) corpuscule produit par les végétaux et capable après sa dissémination de donner naissance à un nouvel individu.

Stade pupal : (l. m.) voir **pupe**.

Stigmate : (n. m.) en botanique, partie terminale du pistil sur laquelle germe le pollen.

Stolon : (n. m.) tige grêle à entrenœuds qui naît à la base d'une tige principale, qui court à la surface du sol et qui s'enracine au niveau des nœuds.

Style : (n. m.) petite colonne cylindrique qui porte le stigmate.

Talle : (n. f.) pousse caractéristique des graminées qui, après le développement de la tige principale, émerge à l'aisselle des feuilles de la base de la plante.

Tétrade : (n. f.) groupe de quatre grains de pollen issus de la même cellule mère.

Virus : (n. m.) micro-organisme parasitant les cellules animales et végétales.

Vivace : (adj.) se dit d'une plante dont le développement et la floraison s'étendent sur plusieurs années.

Vol nuptial : (l. m.) chez les abeilles, vol de la jeune reine au cours duquel elle est fécondée.

INDEX

- abeilles..... 49
Abeilles domestiques 45, 51
Acronicta impressionnée..... 13
Acronictes impressionnées..... 31
Affichage..... 92
agents antimoussants..... 86
alfafa leafcutter 48
altise..... 7
Altise à tête rouge..... 13
altises 6
altises à tête rouge..... 5
Altises à tête rouge..... 16
anneleur de la canneberge 3, 7, 19
Anneleur de la canneberge..... 13
Anneleurs de la canneberge 33
Application..... 91
araignées 35, 39, 56, 60
Arpenteuse à pointes..... 13
Arpenteuse à taches 13
arpenteuse bituberculée 7
Arpenteuse bituberculée..... 13
Arpenteuse bossue..... 13
Arpenteuse brune..... 13
Arpenteuse caténaire..... 13
Arpenteuse cornue..... 13
Arpenteuse de la pruche 13
arpenteuse épineuse 7
Arpenteuse épineuse..... 13
Arpenteuse noire..... 13
Arpenteuse piquée jaune..... 13
arpenteuse verte..... 3
Arpenteuse verte..... 13
arpenteuses 6, 22
Arpenteuses à pointes..... 26
Arpenteuses à taches..... 26
Arpenteuses bituberculées 23
Arpenteuses bossues 26
Arpenteuses brunes 22
Arpenteuses caténaire 27
Arpenteuses cornues 25
Arpenteuses de la pruche..... 27
Arpenteuses épineuses 23
Arpenteuses noires..... 25
Arpenteuses piquées jaune 24
arpenteuses vertes..... 3
Arpenteuses vertes..... 22
Assemblage du piège 8
Autopollinisation 44
autres arpenteuses..... 25
Autres techniques de dépistage 10
Bacillus thuringiensis kurstaki .. 3, 23, 24, 27, 29, 32
bactéries 3, 56
Bactéries 60
Big Cranberry Spanworm..... 13
biopesticides 2, 3, 86
Black Vine Weevil..... 13
Blackheaded Fireworm..... 13
Blueberry Spanworm..... 13
bourdons 49, 51, 52
Bourdons 47, 51
braconidés 41
Braconidés 57
brûlure phomopsienne..... 64
capsule 10
capsule de phéromone..... 9, 10
Carabidés..... 58
carex 78, 81
cécidomyie des atocas..... 18
Cécidomyie des atocas..... 13
cécidomyies des atocas..... 3
Cécidomyies des atocas..... 20
centre anti-poison..... 93
Chain-spotted Geometer..... 13
champignons..... 3, 35, 39, 56, 64, 83
Champignons..... 61
charançon de la racine du fraisier 5
Charançon de la racine du fraisier.. 13
charançon des atocas..... 6, 7
Charançon des atocas..... 13
charançon des racines du fraisier 3
charançon noir de la vigne..... 3, 5, 18
Charançon noir de la vigne..... 13
charançons..... 3, 6
Charançons de la racine du fraisier 18
charançons des atocas..... 5, 18
Charançons des atocas 17
charançons des racines 62
Charançons noirs de la vigne..... 19
Chenille à houppes rousses 13
Chenille zébrée..... 13
Chenilles à houppes rousses..... 28
Chenilles zébrées..... 33
Chrysomelidae..... 16
chrysopes..... 62
Chrysopidés 59
Cleft-headed Looper..... 13
coccinelles..... 62
Coccinellidés..... 58
coléoptères..... 16
Coléoptères..... 58
Composition..... 85
confusion sexuelle..... 2
Cranberry Blossomworm 13
Cranberry Fruitworm 13
Cranberry Girdler 13
Cranberry Tipworm 13
Cranberry Weevil..... 13
Curculionidae 16
cuscute..... 4
cypéracées..... 78
Définition
 lutte intégrée..... 1
dépérissement des pousses 4
Dépérissement des pousses 64
Dépistage..... 6
dépistage de nuit 19
dérive des pesticides 90
des pesticides homologués..... 86
déversement..... 92
dicotylédones..... 78
Dicotylédones..... 79
diptères..... 20
Diptères..... 56, 59
Disposition des pièges..... 9
Effets allergiques et dermatologiques .. 89
Élimination des contenants vides..... 92
empoisonnement des abeilles 53
Entreposage 91
Entretien du pulvérisateur 92
Exobasidium rostrupii..... 69
False Armyworm 13
fausse légionnaire 3
Fausse légionnaire..... 13
Fausse-arpenteuse de Putnam 13
Fausse légionnaires 30
Fausse-arpenteuses de Putnam 31
filet..... 5
formulations..... 86
Godronia cassandrae..... 66
graminées 78, 81
Green Spanworm 13
grosses arpenteuses 23
Gypsy Moth..... 13
halictes..... 49
Halictidae 49
Hémérobidiés 59
Hemlock Looper..... 13
Heterorhabditis bacteriophora..... 19, 20
homologation..... 86
Horned Spanworm 13
Hygiène personnelle 92
Hyménoptères..... 56, 59
ichneumonidés..... 41
Ichneumonidés..... 57
ichneumons 50
Impressed Dagger Moth..... 13
incendie..... 93
inondation..... 3, 18, 19, 32, 65
Inondation 21
insectes prédateurs..... 2
insectes utiles..... 62
jardins de fleurs 52
joncs..... 78
L'altise à tête rouge 16
l'anneleur de la canneberge 3, 62
late water..... 3, 37
lépidoptères 22
Libération de la phéromone..... 10
Lois et règlements..... 86
lutte intégrée..... 2
 étapes 1
lymantriidés (chenilles à houppes) 28
M. rotundata..... 48
maladies 64
mammifères..... 60
Manipulation 9
mauvaises herbes 77
Megachile rotundata 48
mégachiles (*M. rotunda*)..... 49
Mégachiles (*M. rotunda*)..... 49
Mesures d'urgence..... 92
micro-organismes pathogènes 60
Monilinia oxycocci..... 68
monocotylédones 78
Monocotylédones..... 78, 79
mouches à scie..... 30
Nature et formulation..... 85
nématodes..... 2, 3, 19, 56
nématodes entomophages..... 61
Nettoyage des surfaces contaminées... 93
Neuroptères 59
Nichoirs..... 53
niveau critique d'oxygène dans l'eau... 3
niveaux de risques..... 89

noctuelles	6, 24
noctuidés (noctuelles et vers-gris).....	29
nuit.....	6
Odonates	59
oiseaux	6, 35, 56, 60
Orthosie verte	13
Orthosies vertes	31
parasites	39
parasites,	28
parasitoïdes.....	2, 3, 32, 35, 56, 62, 86
pesticides	
nature et formulation	85
petites arpeuteuses	22
pH.....	2, 83
phéromone	2
phéromones	2
<i>Phomopsis vaccinii</i>	64, 67
<i>Phyllosticta vaccinii</i>	65
piège à phéromone.....	7
pièges à phéromone	29, 39, 41
Pièges à phéromone	7, 34
pollinisateurs	44, 45, 50
pollinisateurs indigènes	51
pollinisation.....	44
pollinisation croisée.....	44
Pollinisation mixte.....	45
Portrait des champs.....	79
potentille ansérine.....	80
pourriture des fruits.....	4
Pourriture des fruits	65
Pourriture hâtive	65
pourriture sclérotique	4
Pourriture sclérotique.....	68
Pourriture tardive.....	66
Pourriture visqueuse	67
prédateurs.....	2, 3, 28, 56, 57, 86
Premiers secours.....	93
Priorités de contrôle.....	80
protection	53
Protection.....	90
protection des espèces utiles.....	90
<i>Protoventuria myrtilli</i>	70
pruning.....	2, 3
ptéridophytes.....	78
Putnam's False Looper.....	13
pyrale des atocas.....	3, 7, 37, 41
Pyrale des atocas	13
pyrales.....	6
Pyrales des atocas	35
Rannock Looper	13
Rear-humped Caterpillar.....	13
Red-headed Flea Beetle.....	13
résistance.....	4, 90
ronce hispide	80
ruche	46
Rusty Tussock Moth	13
sablage	2, 3, 18
taille	
pruning.....	2
santé.....	87
seuil d'intervention	33
Small Engrailed or Saddleback looper. 13	
solvants.....	85
Sparganothis Fruitworm	13
Speckled Green Fruitworm.....	13
Spiny Looper.....	13
spongieuse	3, 7
Spongieuse	13
Spongieuses.....	29
stabilisants.....	85
<i>Steinernema carpocapsae</i>	35
<i>Steinernema carpocapsae</i>	62
Stout Spanworm	13
Strawberry Root Weevil.....	13
Symptômes d'intoxication.....	89
<i>Synchronoblastia crypta</i>	64
syrphes.....	50, 62
Syrphidés.....	59
Tache annulaire	71
Tache foliaire Protoventuria	70
Tache rouge des feuilles.....	69
tachinidés	41
Tachinidés	56
taille	3
pruning.....	2
tardive	32
techniques de dépistage	5
tensioactifs.....	85
tenthredes	30
tordeuse des canneberges	3, 7, 18
Tordeuse des canneberges	13
tordeuse soufrée.....	3, 7
Tordeuse soufrée	13
tordeuses	6
tordeuses des canneberges.....	5
Tordeuses des canneberges	38
Tordeuses soufrées	40
Toxicité.....	88
Toxicité aiguë	88
Toxicité chronique	88
Transport	91
trèfles.....	81
Triangle-marked or pale-winged grey.. 13	
<i>Trichogramma deion</i>	3, 37
<i>Trichogramma minutum</i>	41
<i>Trichogramma sibericum</i>	3
<i>Trichogramma sibericum</i>	39
Trichogrammatidés	57
trichogrammes.....	3
Urgence-Environnement	91, 93
Ver-gris bossu	13
Ver-gris bossus	32
ver-gris des fleurs d'atocas	3, 6
Ver-gris des fleurs d'atocas	13, 30
Vérification des captures.....	10
vespidés	50
Vespidés.....	59
virus	3, 35, 56, 83
Virus	61
Zebra Caterpillar.....	13