

UNIVERSITÉ DU QUÉBEC À MONTRÉAL

EFFET D'UN SAVON INSECTICIDE
SUR LA SURVIE ET LA VALEUR ADAPTATIVE DE *MYZUS PERSICAE*
(HOMOPTERA : APHIDIDAE) ET DU PARASITOÏDE, *APHIDIUS COLEMANI*
(HYMENOPTERA: BRACONIDAE) EN LABORATOIRE

MÉMOIRE
PRÉSENTÉ
COMME EXIGENCE PARTIELLE
DE LA MAÎTRISE EN BIOLOGIE

PAR
ÉLÉONORE TREMBLAY

DÉCEMBRE 2006

UNIVERSITÉ DU QUÉBEC À MONTRÉAL

Service des bibliothèques

Avertissement

La diffusion de ce mémoire se fait dans le respect des droits de son auteur, qui a signé le formulaire *Autorisation de reproduire et de diffuser un travail de recherche de cycles supérieurs* (SDU-522 -Rév.01-2006). Cette autorisation stipule que «conformément à l'article 11 du Règlement no 8 des études de cycles supérieurs, [l'auteur] concède à l'Université du Québec à Montréal une licence non exclusive d'utilisation et de publication de la totalité ou d'une partie importante de [son] travail de recherche pour des fins pédagogiques et non commerciales. Plus précisément, [l'auteur] autorise l'Université du Québec à Montréal à reproduire, diffuser, prêter, distribuer ou vendre des copies de [son] travail de recherche à des fins non commerciales sur quelque support que ce soit, y compris l'Internet. Cette licence et cette autorisation n'entraînent pas une renonciation de [la] part [de l'auteur] à [ses] droits moraux ni à [ses] droits de propriété intellectuelle. Sauf entente contraire, [l'auteur] conserve la liberté de diffuser et de commercialiser ou non ce travail dont [il] possède un exemplaire.»

REMERCIEMENTS

L'entomologie est une science qui me passionne depuis que je suis toute petite et c'est grâce à mon père si j'ai la piqûre. Il m'a enseigné à ne pas avoir peur des insectes (et des araignées, et des couleuvres, et des crapauds!) et à être capable de les prendre dans mes mains, deux choses malheureusement rares pour une fille de nos jours! Merci Pa, tu as éveillé ma curiosité d'enfant et tu m'as transmis de belles valeurs en vieillissant!!! Je me suis enfin décidée à faire ce projet de maîtrise lors d'une conversation avec une de mes bonnes amies, Françoise Labrèque, il y a de cela quelques années. Je crois qu'il était important pour moi de relever ce défi personnel et je la remercie du fond du cœur de m'avoir éclairé l'esprit à ce sujet.

Si je suis finalement arrivée au bout de ce travail, c'est sans doute grâce à la collaboration de plusieurs personnes qui se sont impliquées de près ou de loin dans ce projet. Je voudrais remercier tout d'abord le Dr. André Bélanger et M. Marcel Brosseau qui m'ont permis de réaliser ce rêve envisagé depuis la fin de mon baccalauréat. J'aimerais ensuite remercier grandement le Dr. Sylvie Jenni pour tout ce qu'elle a pu m'apprendre concernant le grand univers de la recherche. C'est grâce à elle si aujourd'hui j'ai les connaissances des principes et méthodes d'expérimentation en science. N'eût été un chercheur comme le Dr. Guy Boivin, mon directeur d'étude, ce projet n'aurait pu être une réussite. En effet, sa disponibilité, ses corrections méticuleuses et son grand sens de l'humour ont fait de ce projet un plaisir évident car son équipe (Julie Frenette, Danielle Thibodeau et Josianne Vaillancourt) et ses étudiants au doctorat (Maryse Barrette, Anabelle Firlej, Véronique Martel et Mick Wu) sont sympathiques, joviaux et disponibles, tout comme lui! D'ailleurs, un gros gros merci à Mick et Maryse qui m'ont permis d'utiliser les guêpes de leurs élevages. Sans vous, jamais je n'aurais pu terminer mes expériences!!! J'aimerais aussi remercier particulièrement le Dr. Thaddée Musabyimana qui a été d'une aide sans borne, avec qui j'ai eu beaucoup de plaisir à

discuter et qui, par ses commentaires constructifs, m'a permis de finaliser ce projet. Merci aussi aux Drs. Domingos De Oliveira, du Département des Science biologiques de l'Université du Québec à Montréal (UQÀM), et Jacques Brodeur, de l'Institut de Recherche et Biologie Végétale (IRBV), pour leurs corrections.

Qu'aurais-je fait sans l'aide des précieuses stagiaires françaises Marie Pays et Tiphaine Chevalier, qui m'ont aidées pour plusieurs bioessais et qui ont dû travailler dur pour que tout fonctionne. Vraiment les filles, bravo pour votre persévérance et merci! Un merci tout spécial à Fabrice Lesueur que j'espère revoir un jour et pour qui notre porte sera toujours ouverte, et qui s'est plus souvent qu'autrement occupé de mes élevages. Merci à Josée Doyon pour ses conseils et son calme exemplaire (j'aimerais tant être aussi peu stressée que toi Josée!), ainsi qu'à Dominique Fleury et toute sa bande pour ces nombreuses et belles soirées passées au Glen Morgan's Irish Pub à discuter.

J'aimerais remercier aussi mon big boss, dit 'le chef', qui le sera d'ailleurs sûrement pour longtemps, car il m'a encouragé à terminer ce projet au moment où j'ai obtenu un poste avec lui. Il m'a donné du temps, il m'a fait confiance et m'a laissé beaucoup de latitude. Je t'en remercie Denis! En dernier lieu, je tiens à remercier mon bel amour, Manuel, pour sa compréhension, sa douceur et ses paroles réconfortantes. Qu'aurais-je fait si tu n'avais pas été là pour calmer mes angoisses jusqu'à la toute fin? Tout ce beau travail met un terme à mon projet de maîtrise, mais Manuel et moi avons déjà un autre projet grandiose en vue : mettre un enfant au monde. Je dédie donc ce mémoire à notre fils, Allistaire, qui est né le 14 mai 2006, soit deux jours après mon dépôt initial...

TABLE DES MATIÈRES

LISTE DES FIGURES	VII
LISTE DES TABLEAUX.....	VIII
RÉSUMÉ.....	IX
1 – INTRODUCTION GÉNÉRALE	1
1.1 - CONTEXTE THÉORIQUE.....	1
1.2 – HYPOTHÈSES ET PRÉDICTIONS	4
2 – REVUE DE LITTÉRATURE	6
2.1 VALEUR ADAPTATIVE.....	6
2.2 MODÈLE BIOLOGIQUE ET COMPORTEMENTS	7
2.2.1 PUCERONS	7
a) Homoptères.....	7
b) <i>Myzus persicae</i>	8
2.2.2 GUÊPES	9
a) Hyménoptères	9
b) <i>Braconidae</i>	10
c) <i>Aphidius colemani</i>	11
2.3 LUTTE CONTRE LES PUCERONS	12
2.3.1 Lutte chimique	12
2.3.2 Lutte biologique	14
2.3.3 Lutte intégrée	16

3 – CHAPITRE 1 – TOXICITY AND SUB-LETHAL EFFECTS OF AN INSECTICIDAL SOAP ON THE GREEN PEACH APHID (HOMOPTERA ; APHIDIDAE).	21
3.1 – RÉSUMÉ.....	21
3.2 – ABSTRACT	22
3.3 – INTRODUCTION	23
3.4 – MATERIALS AND METHODS.....	25
3.4.1 – Plant material and insect rearing	25
3.4.2 – Soap.....	25
3.4.3 – Laboratory bioassays.....	26
a) <i>General procedures</i>	26
b) <i>Topical toxicity bioassay</i>	26
c) <i>Sub-lethal toxicity bioassays</i>	27
3.4.4 – Data analysis	27
3.5 – RESULTS	28
3.5.1 – Topical toxicity	28
3.5.2 – Sub-lethal toxicity	29
3.6 – DISCUSSION.....	29
3.6.1 – Topical toxicity	29
3.6.2 – Sub-lethal toxicity	30
3.7 – ACKNOWLEDGMENTS	31
3.8 - REFERENCES	32
 4 – CHAPITRE 2 – LETHAL AND SUB-LETHAL EFFECTS OF AN INSECTICIDAL SOAP ON <i>APHIDIUS COLEMANI</i> (HYMENOPTERA ; BRACONIDAE).	 47
4.1 – RÉSUMÉ.....	47
4.2 – ABSTRACT	48
4.3 – INTRODUCTION	50

4.4 - MATERIALS AND METHODS	52
4.4.1 – Plant, aphid and parasitoid cultures.	52
4.4.2 – Insecticidal soap	53
4.4.3 – Laboratory bioassays.....	53
<i>a) General procedures</i>	53
<i>b) Topical toxicity</i>	54
<i>c) Sub-lethal effects of insecticidal soap on immature wasps</i>	54
<i>d) Sub-lethal effect of insecticidal soap on host acceptance by adult wasps</i> ..	55
<i>e) Data analysis</i>	56
4.5 – RESULTS.....	56
4.5.1 - Topical toxicity bioassay	56
4.5.2 - Sub-lethal effect of insecticidal soap on immature wasps	57
4.5.3 - Sub-lethal effect of insecticidal soap on host acceptance by adult wasps	57
4.6 - DISCUSSION.....	57
4.6.1 - Topical toxicity bioassay	57
4.6.2 - Sub-lethal effect of insecticidal soap on immature wasps	58
4.6.3 - Sub-lethal effect of insecticidal soap on host acceptance by adult wasps	59
4.7 – ACKNOWLEDGMENTS	60
4.8 – REFERENCES.....	61
5 – DISCUSSION GÉNÉRALE.....	71
6 – BIBLIOGRAPHIE GÉNÉRALE	75

LISTE DES FIGURES

- Figure 3.1** – Corrected mean percentages (\pm S.E.) mortality of: (a) young larvae, (b) old larvae, and (c) adults of *M. persicae*, 24 and 48h after topical application of different soap concentrations (n= 4, 300 individuals per concentration)..... 36
- Figure 3.2** – Survival rate of *M. persicae* of (a) young larvae, (b) old larvae and (c) adults for 7 days after exposure to soap at LC₅₀. Differences from controls according to Mann and Whitney test: **P<0.01, ***P<0.001. The survival rate (%) of treated aphids was adjusted to 100% at 24h in order to compare survival rates over time with the control (n= 4, 300 individuals per treatment)..... 40
- Figure 3.3** – Number of exuviae produced by *Myzus persicae* (a) young larvae, and (b) old larvae for 7 days after exposure to soap at LC₅₀. Differences from controls according to Mann and Whitney test: * P<0.05, ***P<0.001 (n= 4, 300 individuals per treatment). 42
- Figure 3.4** – Number of larvae produced by adult *M. persicae* for 7 days after exposure to soap at LC₅₀. Differences from control according to Mann and Whitney test: **P<0.01 (n= 4, 300 individuals per treatment)..... 44
- Figure 4.1.** Mean percentages (\pm S.E.) mortality of *A. colemani*, 24h after topical application of different soap concentrations (n= 4, 22 to 52 wasps per concentration)..... 65
- Figure 4.2** – Emergence rate, tibia length and number of mature eggs per female of adult *A. colemani* that emerged from LC₅₀ treated or control third to fourth instars aphids (n=2, 8 to 35 mummies per treatment)..... 67

LISTE DES TABLEAUX

Table 3.1. Values of LC_{50} (% w/w), 95% confidence intervals (CI), slopes, intercepts and values of χ^2 of different instars of <i>M. persicae</i> 24h after topical application of soap solution.	38
Table 4.2. Behavioural responses of <i>A. colemani</i> towards control or LC_{50} treated third instar <i>M. persicae</i>	69

RÉSUMÉ

L'objectif de ce projet était de déterminer les effets létaux et sub-létaux d'un savon insecticide sur le puceron vert du pêcher (*Myzus persicae* (Sulzer)) et une guêpe parasitoïde du puceron, *Aphidius colemani* (Viereck). Dans cette étude, les hypothèses suivantes ont été vérifiées: 1) la mortalité des insectes augmente en fonction de la concentration du savon, 2) les doses sub-létales du savon insecticide ont des effets sur la valeur adaptative du puceron (mesurée par la longévité, le taux de développement et la fécondité) et sur la valeur adaptative (estimée par la longueur de tibias et le nombre d'œufs) et le comportement du parasitoïde (contact antennaire, attaque et ponte). La concentration de savon causant 100% de mortalité 24h après le traitement chez tous les stades du puceron était de 37.5 g/L. La CL₅₀ était de 1.50, 3.25 et de 5.50 g/L pour les larves de stades 1 et 2, 3 et 4, et les adultes respectivement. La longévité des pucerons qui ont survécu à la CL₅₀ était significativement différente de celle des témoins. Par contre, les larves exposées au savon n'ont pas eu un taux de développement significativement différent des témoins. La fécondité des adultes n'était pas significativement différente des témoins. Ce savon insecticide pourrait être une bonne façon de contrôler les pucerons. La concentration de savon causant 100% de mortalité 24h après le traitement chez les adultes de la guêpe était de 17.5 g/L. La CL₅₀ était de 2.75 g/L. La survie, la longueur des tibias, le nombre d'œufs matures par femelle émergeant de pucerons parasités et traités au savon, ainsi que le comportement des guêpes mises en contact avec des pucerons traités n'ont pas été affectés. Par contre, les guêpes ont significativement moins pondue dans les pucerons traités ayant survécu au savon. Il semble évident que les programmes de lutte biologique peuvent être améliorés par des applications de savon insecticide si ces dernières sont faites une journée avant le relâcher de parasitoïdes en serre. Ceci éviterait le contact des parasitoïdes avec le savon et permettrait aux pucerons traités de muer. Les parasitoïdes pourront ainsi pondre dans les pucerons qui auront survécu au savon ce qui augmentera le contrôle du puceron.

1 – INTRODUCTION GÉNÉRALE

1.1 - Contexte théorique

Myzus persicae (Sulzer), le puceron vert du pêcher, est un ravageur important de plusieurs familles de plantes au Canada dont les solanacées, les crucifères, les chénopodiacées, les composées, les légumineuses, etc..., que ce soit en serre ou en champ (Richard et Boivin, 1994). C'est un ravageur d'importance à l'échelle mondiale qui cause de grandes pertes économiques en privant la plante d'une partie de la sève produite, en excréant du miellat qui sert de substrat à des moisissures ou en transmettant des virus pathogènes (Richard et Boivin, 1994).

La majorité des espèces de puceron peuvent être contrôlées par des aphicides chimiques. Mais à cause des risques de développement de résistance aux insecticides et de leurs effets nocifs sur l'être humain et l'environnement, il est dorénavant nécessaire de trouver des alternatives plus sécuritaires pour contrôler les pucerons. D'ailleurs, *M. persicae* est maintenant fortement résistant aux aphicides tels que les organophosphorés, les carbamates et les pyréthrinés (Devonshire et Moores, 1982; Devonshire, 1989). De plus, l'application massive et non-contrôlée de pesticides chimiques nuit à l'efficacité des organismes bénéfiques (Croft et Brown, 1975). Conséquemment, la sélection de pesticides sélectifs, ayant une toxicité réduite envers les ennemis naturels, favorise le succès des programmes de lutte intégrée (Bartlett, 1963). Pour ce faire, il s'avère nécessaire d'évaluer les effets directs (mortalité) et les effets sub-létaux de ces pesticides sélectifs sur les organismes bénéfiques utilisés en lutte intégrée (Coderre et Vincent, 1992). En effet, si les effets sub-létaux, tels que l'effet sur la reproduction ou sur le développement, ne sont pas pris en considération, l'effet du pesticide pourrait être sous-estimé (Stark et Wennergren, 1995). Les effets sub-létaux d'un pesticide peuvent diminuer le taux de croissance d'une population en affectant certains paramètres, tels que le développement larvaire ou la fécondité, qui sont reliés à la valeur adaptative d'un individu. La valeur adaptative est la capacité

relative d'un individu à transmettre ses gènes à la prochaine génération (Encyclopedia of Entomology, 2004).

Une nouvelle génération d'insecticides ayant une action plus lente ou plus d'effets sub-létaux se développe et les biopesticides d'origine végétale en font partie. Le terme biopesticide est généralement attribué aux agents biologiques de lutte ou de contrôle des insectes. Cette définition a été élargie en ajoutant les termes « d'origines végétales » à sa suite et comprend ainsi les molécules de synthèse biologique qui s'avère approprié à la lutte phytosanitaire d'aujourd'hui (Philogène *et al.*, 2002). Donc, seulement compter les individus morts dans un bioessai n'est pas représentatif de la capacité d'un pesticide à contrôler une population de ravageurs puisque beaucoup d'individus survivront et se reproduiront (Stark et Wennergren, 1995; Wennergren et Stark, 2000). De plus, la persistance d'un pesticide doit aussi être étudiée dans l'évaluation de ses effets au niveau de la population de ravageurs (Stark et Wennergren, 1995).

Au cours du siècle dernier, il a été démontré que des produits d'origine végétale, comme des extraits de certaines plantes, des huiles minérales ainsi que des détergents et des savons, ont un potentiel insecticide sur les ravageurs (van der Meulen et van Leeuwen, 1929). Les savons insecticides et tous les savons en général sont faits de sels d'acide gras (Henn et Weinzierl, 1989). Les acides gras sont les principaux composants des gras et des huiles qui se trouvent dans les animaux et les plantes (Henn et Weinzierl, 1989). Il y a plus d'un siècle que les sels de potassium d'acides gras sont connus comme insecticides de contact (van der Meulen et van Leeuwen, 1929). Ces sels et leurs produits dérivés sont des insecticides de synthèse mais sont considérés comme des insecticides biocompatibles (Edelson *et al.*, 2002). Le terme biocompatible désigne les produits insecticides tuant spécifiquement certaines espèces nuisibles et étant peu toxiques pour les organismes non-visés (Djerassi *et al.*, 1974). Mais cette définition ne fait que qualifier des matières actives, vivantes ou

inertes, d'origine biologique ou non, susceptibles d'être utilisées, sans effet négatif, au sein d'un même programme de protection intégrée. Ces matières actives ne sont l'objet d'aucune définition officielle, il faut donc employer cette définition avec précaution (Nordlund, 1996).

Concernant le mode d'action du savon sur le puceron, l'application de savon cause une mortalité rapide en perturbant la perméabilité de la cuticule de l'insecte et en causant l'asphyxie par obstruction des stigmates (Henn et Weinzierl, 1989). La recherche sur les savons insecticides s'est estompée dès l'arrivée des insecticides synthétiques dans les années 50, pour ne reprendre que dans les années 70. Au début des années 80, des formulations commerciales à base de savon ont commencé à être disponibles sur le marché canadien (ex. Safer's®) pour le contrôle d'insectes à corps mous tels que les tétranyques, les pucerons et les psylles, ravageurs de cultures ornementales, fruitières et légumières (Koehler *et al.*, 1983). Les avantages du savon sont une dégradation et un mode d'action rapide, ainsi qu'une faible toxicité pour les mammifères. Ses désavantages concerne sa dégradation rapide qui oblige une planification très précise de son application ainsi que des applications plus fréquentes (Henn et Weinzierl, 1989). Aujourd'hui, plusieurs formulations sont utilisées aux États-Unis soit le M-Pede™ et le Scythe™ de Dow AgroSciences, le Neo-Fat™ de Akzo Nobel, le Naturell™ de Russel, le Oleate™ de Otsuka ainsi que le Savona™ de Koppert (Copping, 2004). Huit compagnies ont leurs savons homologués par l'ARLA au Canada. Il s'agit de: Duxon Aps, Woodstream Canada Corporation, Nu-Gro IP Inc., S.C. Johnson et Son Ltd., Wilson Laboratories Inc., Scotts Canada Ltd., Plant Products Co. Ltd., et Pace International. Les deux compagnies ayant le plus de savons homologués au Canada sont Woodstream Canada Corporation et Nu-Gro Corporation. Tous les savons nommés ci-haut contiennent des sels d'alcanolamine, de potassium ou d'ammonium (quelques uns contiennent des sels d'acides gras non spécifiés mais ils sont utilisés pour le contrôle des algues) et visent des organismes

nuisibles similaires (Anonymous, 2004). Par exemple, le Safer's® de Woodstream Canada Corporation est employé contre les pucerons, les cochenilles, les tétranyques, les psylles, les mouches à scie et les perce-oreilles (Anonymous, 2001). Il peut être utilisé sur les plantes d'intérieur, les roses, les fleurs, les légumes et les fruits, les plantes ornementales, les arbustes, les arbres et les cultures de serre.

Des données préliminaires démontrent que les populations de *M. persicae* peuvent être contrôlées par un savon insecticide à base de sels de potassium d'acides gras dérivés d'huile de graines de margousier (Tremblay et Bélanger, 2002; données non publiées). Comme ce savon insecticide, en voie d'homologation, pourrait être destiné à être utilisé conjointement à un programme de lutte biologique, il est donc important de connaître l'effet de cet insecticide sur les parasitoïdes. En pratique, il sera possible de vérifier si les serriculteurs pourront utiliser en même temps un savon insecticide et relâcher des parasitoïdes dans leurs serres infestées de pucerons. Les effets directs et indirects du savon sur cette guêpe parasitoïde seront évalués dans le but de maximiser la lutte contre les pucerons. La guêpe *Aphidius colemani* (Viereck) (Hymenoptera : Braconidae) a été choisie car elle a été identifiée comme un des meilleurs parasitoïdes contrôlant le puceron vert du pêcher en serre (van Steenis, 1995).

1.2 – Hypothèses et prédictions

Hypothèse 1 : La mortalité des insectes est fonction de la concentration du savon.

Prédiction 1.1 : La mortalité des pucerons de tous les stades (1 et 2, 3 et 4 et adulte) augmentera avec la concentration du savon insecticide.

Prédiction 1.2 : La mortalité des femelles adultes du parasitoïde augmentera avec la concentration du savon insecticide.

Hypothèse 2 : Le savon insecticide à dose sub-létale a des effets sur le comportement et/ou la valeur adaptative du puceron et du parasitoïde.

Prédiction 2.1 : Le comportement et/ou la valeur adaptative des pucerons diminuera par l'application du savon insecticide.

Prédiction 2.2 : Les parasitoïdes préféreront pondre dans des pucerons non-traités au savon insecticide.

Prédiction 2.3 : La survie des immatures et la valeur adaptative des adultes de la guêpe seront diminuées par l'application de savon insecticide sur les pucerons parasités.

2 – REVUE DE LITTÉRATURE

2.1 Valeur adaptative

La valeur adaptative est la capacité relative d'un individu à léguer ses gènes à la prochaine génération (Encyclopedia of Entomology, 2004). Beaucoup d'études ont été faites sur la valeur adaptative chez les parasitoïdes. La taille est un paramètre déterminant de la valeur adaptative d'un parasitoïde car cela peut influencer grandement son succès reproducteur (van den Assem *et al.*, 1989; Godfray, 1994). Chez les Aphidiidae, il a été entre autres démontré que la fécondité est proportionnelle à la taille de l'individu (Hofswang, 1991, cité par Elliot *et al.*, 1994). Deux raisons font qu'une femelle parasitoïde plus grosse est de meilleure qualité : elle vit plus longtemps et est plus féconde. Cela lui permet donc de produire plus de descendants et donc d'augmenter sa valeur adaptative (van den Assem *et al.*, 1989). Ainsi, les plus grosses femelles d'*Aphaereta minuta* (Hymenoptera : Braconidae) ont plus d'oeufs, produisent des oeufs plus gros, vivent plus longtemps et ont une plus grande efficacité de recherche des hôtes dans un agrégat, que les femelles plus petites (Visser, 1994). La taille (estimée par la longueur des tibias ou la largeur des momies d'un parasitoïde) et la masse sont les indicateurs les plus généralement utilisés parce que faciles à mesurer. Bien que la taille n'ait aucune relation directe avec la valeur adaptative, mais plutôt avec la fécondité, la longévité et la capacité d'accouplement, elle varie proportionnellement avec la valeur adaptative et permet ainsi de comparer facilement les individus entre eux (Roitberg *et al.*, 2001). D'autres indicateurs primaires, dont la fécondité et la capacité d'accouplement, sont aussi utilisés parce qu'ils semblent être les mesures les plus directes de la valeur adaptative pour les femelles et les mâles. Ces indicateurs permettent de déterminer le potentiel de contrôle d'un ennemi naturel (Roitberg *et al.*, 2001). Peu d'études sont disponibles sur la valeur adaptative des pucerons, mais les facteurs nommés précédemment pour les parasitoïdes s'appliquent aussi pour les pucerons. En effet, la taille d'un individu

peut influencer grandement son succès reproducteur, tant chez les parasitoïdes que chez les ravageurs.

2.2 Modèle biologique et comportements

2.2.1 Pucerons

a) Homoptères

Les pucerons, qui sont présents dans toutes les régions du monde, font partie de l'ordre des Homoptères. La majorité des espèces font partie de la famille des Aphididae. Leur taille varie entre 0,1 et 2,0 mm (Richard et Boivin, 1994).

La plupart des pucerons sont monoéciques, c'est-à-dire vivant sur une ou quelques espèces de plante habituellement de la même famille. Environ 10% des autres espèces de puceron sont diéciques, c'est-à-dire dont le cycle de vie comporte l'exploitation, par des générations différentes, de deux types d'hôte différents. Ils passent l'automne, l'hiver et le printemps sur une plante dite hôte primaire, et l'été sur une plante hôte différente, leur hôte secondaire. Les œufs sont pondus sur l'hôte primaire, souvent un arbre ou un arbuste. Un ensemble de plantes compose souvent l'hôte d'été (Dixon, 1987).

Dans les régions tempérées, les œufs des pucerons diéciques éclosent à la fin mars et en avril et donnent des femelles. Ces femelles donneront naissance par parthénogenèse à des femelles ailées qui migreront dans les champs en mai et en juin. Ces dernières donnent alors naissance par parthogénèse à plusieurs générations d'aptères pendant l'été. En octobre, des ailés mâles et femelles sont produits et retournent à leurs hôtes primaires, s'accoupler et pondre. En général, les pucerons se développent et parviennent à maturité en l'espace de 7 à 10 jours après la naissance. En serre, le développement est plus rapide, jusqu'à 5 jours selon la température,

l'humidité et la plante-hôte. La femelle donne naissance à environ 3 à 4 larves par jour. Le développement larvaire comprend 4 stades (Richard et Boivin, 1994). Il est à noter que d'autres types de développement et de reproduction existent aussi dans la famille des Aphididae. Cette description n'est donc pas exhaustive à toutes les espèces de cette famille.

b) Myzus persicae

Le puceron vert du pêcher (*M. persicae*) se retrouve partout dans le monde et a colonisé toutes les régions de l'Amérique du Nord. Il s'avère difficile de contrôler cette espèce de puceron à cause de la rapidité avec laquelle elle se multiplie et à cause de sa façon particulière de se nourrir sous les feuilles ainsi que dans l'axe de ces dernières (Edelson *et al.*, 1993). *Myzus persicae* est diécique, il passe l'hiver sur son hôte primaire (*Prunus* spp.) et l'été, ses hôtes secondaires se composent des plantes annuelles de plusieurs familles dont les solanacées, les crucifères, les chénopodiacées, les composées ainsi que les légumineuses (Dixon, 1987; Richard et Boivin, 1994). Au Canada, *M. persicae* est un ravageur important des asperges, des épinards, du céleri, des crucifères, des herbacées, des pommes de terre, des poivrons, des aubergines et des tomates cultivées en champ (Gillespie *et al.*, 2002). Cette espèce de puceron cause de sérieux dommages sur le poivron de serre, mais rarement sur le concombre ou la tomate de serre. *Myzus persicae* cause aussi des dommages sur les laitues de serre et les potées fleuries. Il suit un cycle anholocyclique (complètement parthénogénétique) lorsqu'il survit dans les serres ou un endroit protégé (Gillespie *et al.*, 2002).

2.2.2 Guêpes

a) Hyménoptères

Les parasitoïdes sont des insectes dont les larves se développent en se nourrissant du corps de certains arthropodes et entraînent la mort de ces derniers (Godfray, 1994). Le parasitoïdisme a évolué chez sept ordres d'insecte (Hyménoptère, Diptère, Coléoptère, Lépidoptère, Trichoptère, Neuroptère et Strepsiptère), mais 80% des espèces de parasitoïdes appartiennent aux Hyménoptères (Quicke, 1997). Les espèces utilisées en lutte biologique contre les insectes nuisibles sont en général des hyménoptères chalcidoïdes ou ichneumonoïdes et des diptères tachinides, mais aussi d'autres groupes d'hyménoptères, de diptères et de coléoptères (Cloutier et Cloutier, 1992). Les femelles parasitoïdes sont libres et capables de repérer un hôte potentiel et de s'orienter. Les parasitoïdes n'exploitent en général qu'un stade de développement de son hôte (œuf, larve, pupa ou adulte) (Vinson et Iwantsch, 1980).

Après leur émergence, les femelles parasitoïdes ont besoin de localiser et de reconnaître leur hôte dans le but de se reproduire. Il y a cinq étapes dans le processus de parasitisme d'un hôte: la localisation de l'habitat, la localisation de l'hôte, l'acceptation de l'hôte, la qualité de l'hôte ainsi que la régulation de l'hôte. Les trois premiers comportements ont été nommés "processus de sélection de l'hôte", lequel a été divisé en sept étapes: préférence de l'habitat, localisation de l'aggrégat d'hôtes, localisation d'un hôte, examination de l'hôte, protractions abdominales, forage et finalement, oviposition (Godfray, 1994). Les informations nécessaires à la localisation de l'hôte se divisent en trois catégories : les stimuli provenant de l'habitat de l'hôte soit la plante, les stimuli associés indirectement avec la présence de l'hôte, et ceux provenant de l'hôte (Godfray, 1994). L'acceptation de l'hôte dépend de la reconnaissance et de la qualité de l'hôte (Mackauer *et al.*, 1996).

Les Hyménoptères peuvent contrôler le sexe des individus descendants (arrhénotoquie). La décision de la femelle de pondre un œuf dans un hôte est souvent basée sur la grosseur et la qualité de ce dernier. Elle pondra un œuf mâle, œuf non fécondé donc haploïde, dans un hôte de moindre qualité et un œuf femelle (fécondé donc diploïde) dans un hôte de qualité supérieur (Quicke, 1997). Selon le modèle de qualité de l'hôte de Charnov (Charnov *et al.*, 1981; Godfray, 1994), les femelles déposeraient des œufs femelles dans les hôtes de meilleure qualité pour augmenter le succès reproducteur de leur progéniture. En effet, une femelle parasitoïde plus grosse est de meilleure qualité qu'une femelle plus petite pour deux raisons : elle a une longévité plus grande et elle est plus féconde. Ces deux avantages permettent à la femelle de produire plus de descendants, et donc d'augmenter sa valeur adaptative (van den Assem *et al.*, 1989). La qualité de l'hôte est reliée à la quantité et à la valeur nutritionnelle des ressources disponibles au parasitoïde immature (Sequeira et Mackauer, 1993). Un hôte acceptable doit satisfaire deux conditions: il doit être susceptible au parasitisme et doit répondre aux exigences alimentaires et physiologiques minimum servant à la croissance et au développement des parasitoïdes (Sequeira et Mackauer, 1993).

b) Braconidae

Les Braconidae sont une sous-famille des Aphidiinae et sont des guêpes solitaires parasitant exclusivement les espèces de la superfamille Aphidoidea appelées vrais pucerons (Mackauer *et al.*, 1996). Quelques espèces de cette sous-famille localisent tout d'abord la plante-hôte en repérant les substances d'alarmes, appelés synomes, libérés par cette plante suite à une infestation de pucerons (Guerrieri *et al.*, 1999; Han et Chen, 2002). Lorsque l'habitat est localisé, leurs hôtes peuvent être identifiées par la stimulation olfactive engendrée par le miellat des pucerons, une des plus importantes kairomones. En effet, selon Bouchard et Cloutier (1984), les femelles parasitoïdes d'*Aphidius nigripes* Ashmead qui entraient en contact avec un papier

filtre imbibé de miellat manifestaient les comportements suivants : elles s'arrêtaient, examinaient avec leurs antennes, faisaient des protractions abdominales, réduisaient leur vitesse de marche et augmentaient le nombre de changements de direction. Les Aphidiidae préfèrent habituellement parasiter les stades 2 et 3 de leur hôte (Stary, 1988).

c) Aphidius colemani

Aphidius colemani serait originaire du continent Indien. Il fait partie de l'ordre des Hyménoptères, de la famille des Braconidae et de la sous-famille des Aphidiinae. Sa taille dépend de la taille du puceron dans lequel il a été pondue mais elle est de l'ordre de 2 mm (Stary, 1975). Il s'agit d'une guêpe solitaire endoparasitoïde généraliste des larves de puceron. Les femelles démontrent une préférence pour le complexe hôte/plante sur lesquelles elles ont été élevées (Storeck *et al.*, 2000). Quarante et une espèces différentes de puceron ont à ce jour été identifiées comme hôte et ce parasitoïde préférerait pondre dans les hôtes de stades larvaires deux et trois (Stary, 1975; Stary, 1988). Selon van Steenis et El-Khawass (1995), le succès de parasitisme de *A. colemani* serait dû à sa réponse fonctionnelle sigmoïdale lors de densité faible de pucerons et d'une réponse numérique lors de densité plus grande de puceron. L'oviposition prend environ une seconde chez *A. colemani* et est caractérisée par un retrait ferme et saccadé de l'ovipositeur (Stadler et Völkl, 1991). Ce parasitoïde est koïnobionte. La femelle pond son œuf dans l'hôte sans le tuer. L'hôte continue son développement tout en se faisant dévorer de l'intérieur par la larve du parasitoïde. Cette larve finira son développement en dévorant l'hôte en entier et se transformera ensuite en un nouvel adulte parasitoïde. Ce parasitoïde est aussi synovogénique c'est-à-dire que la maturation de ses œufs, l'ovogenèse, ne débute qu'après l'émergence du parasitoïde. Le cycle vital de cette guêpe (adulte à adulte) est d'environ 14.2+/-0.5 jours à 21°C et de 13.7+/-0.6 jours à 24°C pour les

femelles. Les mâles émergent habituellement une journée avant les femelles (Völkl *et al.*, 1990).

Cette espèce de guêpe est arrhénotoque haploïde, des œufs mâles (haploïdes) sont pondus dans les hôtes de moindre qualité, tandis que des œufs femelles (diploïdes) sont pondus dans les hôtes de meilleure qualité (Quicke, 1997).

2.3 Lutte contre les pucerons

2.3.1 Lutte chimique

La dépendance aux pesticides de synthèse a débuté peu après la fin de la Seconde Guerre mondiale. Vers la fin des années quarante, le DDT ainsi que les organochlorés ont été utilisés. Par la suite les aphicides sont apparus tels que les organophosphorés et les carbamates. Mais plus tard, *M. persicae* est devenu résistant à plusieurs classes d'insecticides tels que les organophosphorés, les carbamates et les pyréthrinés (Devonshire et Moores, 1982; Devonshire, 1989). Le Diazinon (Diazinon) et l'Endosulfan (Thiodan), ainsi que deux insecticides biocompatibles, soit la Nicotine (Plant Fume Nicotine) et un savon insecticide (Safer's®) sont homologués depuis 2001 au Canada pour contrôler les populations du puceron vert du pêcher sur le poivron en serre (CRAAQ, 2001).

La pertinence de la lutte chimique à l'aide des pesticides de synthèse est aujourd'hui remise en question à cause des dangers liés à la manipulation des insecticides ou à la consommation d'aliments contaminés par ces produits, de l'empoisonnement des écosystèmes naturels par leurs résidus, de leur technologie de production de plus en plus coûteuse, et de leur inefficacité à plus ou moins brève échéance vu la résistance des ravageurs et l'élimination des antagonistes naturels (Cloutier et Cloutier, 1992). Plusieurs solutions alternatives ont donc dues être envisagées.

Au cours du siècle dernier, des études ont montré que les extraits de certaines plantes, les huiles minérales ainsi que les détergents et les savons, ont un potentiel insecticide sur les ravageurs (van der Meulen et van Leeuwen, 1929). Selon Miller et Uetz (1998), l'Orthène, un organophosphoré, est aussi efficace contre tous les stades de *M. persicae* que le Tame, un pyrèthre synthétique, et que le M-pede™ à 2%, un savon insecticide, sur des chrysanthèmes en serre, en réduisant la population à zéro trois jours après les traitements. Les études en laboratoire effectuées sur le troisième et quatrième stade du puceron vert du pêcher par Edelson *et al.* en 2002, démontrent que la concentration létale (CL₅₀) du M-Pede™, un savon insecticide homologué aux États-Unis et contenant 490g/L de sels de potassium d'acides gras, est de 6.8×10^3 mg/L (0.33%). La CL₁₀ est de 5.5×10^3 mg/L et la CL₉₀ est de 8.4×10^3 mg/L. Par contre, dans cette même étude, leur essai en champ ne démontre pas un contrôle adéquat du ravageur. Edelson *et al.* (1993) ont obtenu des résultats similaires. L'application du M-Pede™ et du Safer's® à 1% ne sont pas efficaces contre les pucerons de crucifères en champ. L'équipe d'Edelson *et al.* (2002) a fait l'hypothèse que le savon insecticide M-Pede™ était peu efficace si il n'était pas en contact direct avec le ravageur. En effet, les pucerons en milieu naturel se retrouvent souvent sous les feuilles et cela ne permet pas un contact direct significatif avec l'insecticide. Les auteurs concluent que les producteurs ne pourront compter sur cet insecticide utilisé seul comme remplacement efficace des organophosphates pour le contrôle de *M. persicae* sur la laitue en champ.

Les effets sub-létaux d'un savon insecticide sur *M. persicae* ont été étudiés par Reuter *et al.* (1993). Ces effets peuvent affecter le taux de croissance d'une population en modifiant certains paramètres comme la fécondité de l'adulte, le développement larvaire ou le comportement de l'individu, ce qui aurait un impact sur la valeur adaptative d'un individu. Dans leur étude, il est démontré que le savon insecticide M-

Pede™ a modifié le comportement de *M. persicae*. En effet, les ravageurs, installés sur des laitues cv. iceberg traitées au savon 24h auparavant, ont sondé plus fréquemment et ont moins ingéré de sève que sur les plants témoins. Ce comportement pourrait être expliqué par l'altération de la surface de la feuille de laitue par le produit, les pucerons utilisant les stimuli provenant de cette surface pour éliciter le sondage et autres comportements alimentaires (Klingauf, 1987). Ce savon, en modifiant le comportement du puceron, serait ainsi plus efficace que ne le laisserait présumer un simple décompte de mortalité des ravageurs. Par conséquent, il serait nécessaire d'évaluer les effets indirects (effets sub-létaux) des pesticides naturels sur les ravageurs, car si ces effets ne sont pas pris en considération, l'efficacité du pesticide pourrait être sous-estimée.

2.3.2 Lutte biologique

La définition de la lutte biologique dans son sens large concerne l'utilisation d'organismes vivants tels les ennemis naturels (les parasitoïdes, les prédateurs, les pathogènes, les antagonistes, ou une population compétitrice) dans le but de diminuer et de rendre moins dommageable une population de ravageurs (van Driesche et Bellows, 1996). Ces parasitoïdes, insectes prédateurs et autres organismes offrent la plupart du temps un contrôle biologique partiel ou complet du ravageur visé (Coderre et Vincent, 1992). Il existe trois types de lutte biologique. La lutte biologique par introduction ou classique, et la lutte biologique par augmentation, soit inondative ou inoculative. La lutte biologique classique consiste à introduire une nouvelle espèce dans un environnement dans le but de contrôler les populations d'un ravageur. La lutte biologique inondative consiste à relâcher un nombre élevé d'ennemis naturels pour que ces derniers agissent comme un biopesticide. La lutte biologique inoculative vise à ce que l'ennemi naturel, relâché en petite quantité une ou plusieurs fois, s'installe dans un environnement donné et s'y reproduise. Un autre type de lutte

peut aussi être utilisé : la manipulation environnementale. Cette méthode de contrôle a pour but d'optimiser l'efficacité des ennemis naturels d'espèces indigènes en leur fournissant un couvert végétal adapté à leur espèce (Boivin, 2001).

Quatre espèces de parasitoïdes sont communément relâchées contre les pucerons en serre. Il s'agit de *Aphidius matricariae* Haliday, *A. colemani* Viereck, *A. ervi* Haliday et *Aphelinus abdominalis* (Dalman). Toutes ces espèces sont distribuées au stade adulte par des éleveurs aux serriculteurs du Canada ou de l'Europe (Gillespie *et al.*, 2002). Au Canada, la lutte biologique est pratiquée en serre contre le puceron depuis 1986. La guêpe parasitoïde *A. matricariae* est lâchée en début de production à raison d'une guêpe pour 20 plants de poivron dès l'apparition de l'infestation de *M. persicae*. Puisque cet insecte contrôle partiellement le puceron, son effet est souvent combiné avec succès à la cécidomyie *Aphidoletes aphidimyza* (Rondani), un prédateur du puceron (Gilkeson, 1994). Depuis 1990, *A. colemani* remplace *A. matricariae* car elle est plus efficace au niveau du contrôle de *M. persicae* et *A. gossypii* (van Steenis, 1995). Mis à part les guêpes citées plus haut, les agents les plus communément utilisés dans le contrôle du puceron sont les chrysopes, certaines punaises, les coccinelles ainsi que certains champignons (Cloutier et Chagnon, 1990).

Toutefois, certaines contraintes existent quant à l'utilisation de parasitoïdes. En outre, leur coût élevé lors de leur production en masse, les précautions nécessaires à leur livraison pour assurer la qualité du relâcher, leur libération qui doit se faire à la main et qui demande donc plus de personnel, leur délai d'action qui peut être long, le contrôle qu'ils effectuent du ravageur qui est influencé par les conditions extérieures et par leur survie, et leur spécificité biologique qui restreint le nombre de ravageurs pouvant être contrôlés (Cloutier et Cloutier, 1992). D'ailleurs, la bonne compréhension de la biologie de ces organismes est tributaire d'une production en masse de qualité et de relâchers efficaces (Boivin, 2001). Mais en pratique, la lutte

biologique est rarement la seule stratégie de lutte utilisée contre un ravageur donné (Cloutier et Cloutier, 1992).

Il s'avère important de connaître le comportement et l'écologie des parasitoïdes pour ainsi permettre leur utilisation maximale en lutte biologique. En ce qui concerne le comportement de localisation de l'hôte par le parasitoïde, Bouchard et Cloutier (1984) suggèrent que *A. nigripes* utilise le miellat de puceron comme kairomone pour localiser l'hôte. En effet, le fait de laver la plante-hôte à l'eau avant d'y lâcher les parasitoïdes a complètement stoppé l'effet attractant de cette plante. Ceci prouve également que le miellat est soluble dans l'eau. Les résultats obtenus par Weinbrenner et Völkl (2002) vont dans la même direction. Les femelles d'*A. ervi* attaquaient des pucerons vivants et fraîchement morts une heure et plus après qu'ils aient été nettoyés à l'eau. Aucune attaque n'était faite avant ce laps de temps. Cela indique qu'une mince couche d'eau couvre les indices chimiques et s'évapore après une heure. Ils concluent que les indices gustatifs, probablement localisés sur ou dans la cuticule de l'hôte, seraient les indices les plus importants pour *A. ervi*.

2.3.3 Lutte intégrée

La lutte intégrée amalgame les approches de lutte afin de minimiser les impacts négatifs tout en obtenant un contrôle efficace des ravageurs. Les pesticides chimiques peuvent être utilisés en dernier recours. La lutte intégrée peut aussi utiliser d'autres méthodes de contrôle des ravageurs comme des variétés résistantes à ces derniers ou différentes techniques culturales. Elle maximise donc les profits à court et à long terme en utilisant tous les moyens disponibles, mais en favorisant l'utilisation des ennemis naturels du ravageur (prédateurs, parasitoïdes ou champignons) contre l'organisme nuisible visé (Coderre et Vincent, 1992).

Certaines techniques peuvent être employées pour éviter de nuire au travail des organismes bénéfiques : utiliser un pesticide chimique spécifique à un ou plusieurs ravageurs, ou appliquer le produit avant l'introduction des organismes de lutte biologique, ou même traiter seulement les plants ou les sections les plus infestées (van Lenteren et Woets, 1988). Toutefois, les résidus de pesticides peuvent affecter l'efficacité des ennemis naturels. Il est donc important de vérifier les effets létaux et sub-létaux que peuvent avoir certains pesticides sur les parasitoïdes et leurs ravageurs.

Les effets létaux d'un savon insecticide ont été étudiés par plusieurs auteurs. Selon Liu et Stansly (2000), la toxicité topique du M-Pede™ à 0.5% (v/v) sur les larves de deuxième stade de la mouche blanche (*Bemisia argentifolii* Bellows et Perring) était de $91.1 \pm 10.5\%$. Selon une autre étude de Stansly et Liu (1997), le M-Pede™ utilisé à la même concentration a causé peu de mortalité ($16 \pm 5.7\%$) lors d'une application topique sur les adultes d'*Encarsia pergandiella* Howard, un endoparasitoïde de la mouche blanche. Si la concentration de savon utilisé pour traiter les parasitoïdes topiquement est augmentée, une mortalité plus élevée est observée (Bentz et Neal 1995). En effet, lorsque le M-Pede™ à 2% (v/v) était appliqué directement sur les pupes de mouches blanches parasitées par *Encarsia formosa* Gahan, la mortalité des endoparasitoïdes s'élevait à $59.74 \pm 7.15\%$. Bostanian et Akalach (2004) ont démontré que le Trounce à 0.1g/L (Safer Ltd, Scarborough, Ontario), un savon insecticide à base de sels de potassium d'acides gras et d'une petite quantité de pyrèthres (0.02%), appliqué topiquement sur des adultes d'*A. colemani*, causait 52.4% de mortalité 48 heures après le traitement.

Pour ce qui est de la toxicité résiduelle du savon, elle a été évaluée par plusieurs auteurs. Stansly et Liu (1997) ont testé le M-Pede™ sur l'endoparasitoïde *E. pergandiella* en trempant une feuille de pomme de terre sucrée dans une solution de

savon à 0.5% pendant 5 secondes et en laissant sécher la feuille. Des endoparasitoïdes adultes ont été ensuite introduits dans une petite cage à pince qui a été installée directement sur la feuille traitée. Vingt-quatre heures plus tard, les adultes d'*E. pergandiella* sont morts à $5.6\pm 3\%$. Selon les mêmes auteurs, le parasitisme d'*E. pergandiella* a grandement été réduit lorsque les larves des mouches blanches étaient traitées deux heures avant d'être offertes pendant 48 heures aux adultes du parasitoïde (pourcentages de parasitisme deux semaines après l'introduction des parasitoïdes: 0.25% M-Pede= $3.6\pm 2.6\%$, 0.50% de M-Pede= $1.3\pm 0.6\%$, 1.0% de M-Pede= $1.1\pm 1\%$ et eau= $15.5\pm 4.9\%$). L'émergence du parasitoïde n'a pas été affectée lorsque les pupes étaient traitées avec 0.5% du savon insecticide 2, 4 et 11 jours après l'oviposition. Selon Bentz et Neal (1995), des guêpes de *E. formosa* émergeant de pupes ayant été traitées au savon M-Pede™ à 2% (v/v) n'étaient pas morphologiquement normales. Ces auteurs n'ont malheureusement fait que mentionner cette constatation dans leur discussion sans exposer les résultats dans un tableau. Le parasitisme de la guêpe a été significativement diminué par la toxicité résiduelle du savon à 2% appliqué 24 heures avant l'introduction des guêpes sur des plants de tomate infestés de larves de mouche blanche. En effet, 145.00 ± 35.56 larves de mouches blanches ont été parasitées sur les plants traités au savon comparativement à 261.05 ± 34.65 sur les plants traités à l'eau. Bostanian et Akalach (2004) ont eux aussi évalué les effets sub-létaux de l'application du savon Trounce à 0.1g/L sur le taux de parasitisme d'*A. colemani*. Les femelles qui ont survécu à l'application du savon additionné de pyrèthres à 0.1g/L ont été mises en contact avec des pucerons pendant 24 heures. Dix jours plus tard, cinquante-cinq momies se sont formées contrairement à 68 dans le témoin (guêpes traitées à l'eau distillée). Malheureusement, aucun test statistique n'a été fait sur ces résultats donc il est impossible de confirmer l'effet du savon sur le taux de parasitisme de *A. colemani*. La survie des guêpes a aussi été évaluée en traitant des momies âgées de 10 jours avec du Trounce à 0.1g/L. Quarante-vingt-cinq pourcent de guêpes adultes ont

émergé de ces momies. Il n'y avait pas de différence significative entre le taux d'émergence des momies traitées au Trounce et celles traitées à l'eau distillée. Les données sont peu informatives car l'effet du savon n'est pas séparé de l'effet insecticide des pyrèthres. On ne peut donc conclure quant à l'effet du savon sur la viabilité des guêpes lorsqu'elles sont sous forme de momies.

Veillez noter que le troisième chapitre a été rédigé dans le but d'être publié par la revue Journal of Applied Entomology, tandis que le quatrième chapitre a été rédigé pour être publié par la revue Pest Management Science. Ceci explique la différence dans les unités pour les concentrations de savon (% et g/L) ainsi que les différentes présentations de chacun des chapitres (point, virgule, formatage, etc...). Ces différences s'avèrent nécessaires pour répondre aux exigences des revues dans lesquelles les articles seront soumis.

3 – CHAPITRE 1 – TOXICITY AND SUB-LETHAL EFFECTS OF AN INSECTICIDAL SOAP ON THE GREEN PEACH APHID (HOMOPTERA ; APHIDIDAE).

E. Tremblay^{1,3}, A. Bélanger¹, M. Brosseau² and G. Boivin¹

¹: Agriculture et AgroAlimentaire Canada, Centre de Recherche et de Développement en Horticulture, 430 boulevard Gouin, Saint-Jean-sur-Richelieu, Québec, Canada J3B 3E6

²: PronateX Inc. 1, avenue des Pins, C.P. 340, Richmond, Québec, Canada J0B 2B0

³: Université du Québec à Montréal (UQAM), Département des sciences biologiques, Montréal, C.P. 8888, Succursale Centre-ville, Montréal, Québec, Canada H3C 3P8

Article qui sera soumis dans la revue *Journal of Applied Entomology*

3.1 – Résumé

Les effets d'un savon insecticide sur la survie, le développement et la reproduction du puceron vert du pêcher, *Myzus persicae*, ont été étudiés en laboratoire. La concentration de savon causant 100% de mortalité chez tous les stades du puceron 24h après le traitement était de 1.5%. La CL₅₀ (concentration létale causant 50% de mortalité dans la population) a été déterminée et la longévité, le taux de développement et la fécondité journalière des pucerons qui ont survécu à la CL₅₀ ont été évalués. Vingt-quatre heures après l'application de savon, la CL₅₀ pour *M. persicae* était de 0.06, 0.13 et 0.22% pour les larves de stades 1 et 2, 3 et 4, et les adultes respectivement. La longévité des pucerons qui ont survécu à la CL₅₀ était

significativement différente de celle des témoins. Par contre, les larves exposées au savon n'ont pas eu un taux de développement significativement différent des témoins. La fécondité journalière des adultes n'était pas significativement différente des témoins. Ces résultats suggèrent que le savon insecticide n'a pas d'effets sub-létaux, mais qu'il peut être une alternative efficace aux autres méthodes de contrôle du puceron *M. persicae*.

Mots clés: *Myzus persicae*; lutte intégrée; savon insecticide; LC_{50} ; effets sub-létaux.

3.2 – Abstract

The effects of an insecticidal soap on the survival, development and reproduction of the green peach aphid, *Myzus persicae*, were studied in the laboratory. A soap concentration of 1.5% caused 100% mortality in all aphid instars 24h after treatment. The LC_{50} (lethal concentration causing 50% mortality in the population), longevity, developmental rate and daily fecundity of the aphids that survived the LC_{50} were determined. Twenty-four hours after soap application, the LC_{50} for *M. persicae* were 0.06, 0.13 and 0.22% for larvae of 1st and 2nd instars, of 3rd and 4th instars, and adults respectively. The aphids that survived the LC_{50} did not live longer than that of the control. However, larvae had not a developmental rate significantly different from the control. Adults' daily fecundity was not significantly different from the control. Those results suggest that insecticidal soap has no sub-lethal effects but has the potential to be an effective alternative to the existing control methods on *M. persicae*.

Keywords: *Myzus persicae*; IPM; insecticidal soap; LC_{50} ; sub-lethal effects.

3.3 – Introduction

Synthetic pesticides remain the major pest control technique used in most greenhouse productions but Integrated Pest Management programs are making progress in covered crops (Miller and Uetz 1998). Mineral oils, detergents and soaps, and certain plant extracts such as nicotine, rotenone, pyrethrums, and vegetable oils, have insecticidal properties against certain pests while being less toxic to the user and to the environment, except rotenone which is highly toxic to many species of fishes (van der Meulen and van Leeuwen 1929; Fukami *et al.* 1969; Philogène *et al.* 2002;).

Potassium salts, or soaps, have long been identified as contact insecticides (van der Meulen and van Leeuwen 1929) and are considered as biorational pesticides (Edelson *et al.* 2002). The term “biorational” describes any type of insecticides that is active against pest populations but relatively innocuous to beneficial organisms (Djerassi *et al.* 1974). In general, soaps are made from the salts of fatty acids, which are the principal components of the fats and oils found in animals and plants. Soaps degrade rapidly, have a quick mode of action and a low toxicity to mammals (Henn and Weinzierl 1989). A rapid degradation is considered an environmental advantage, but requires however more planning and more frequent applications when used in agriculture or forestry (Henn and Weinzierl 1989). Soaps cause quick insect death by disturbing the cuticle permeability and by obstructing spiracles causing asphyxia. Soaps work only on contact and insects that have not been sprayed directly will not be affected by walking over or ingesting plant material that has been treated with insecticidal soap (Henn and Weinzierl 1989). Since the 1980s, several commercial soap formulations have been made available on the North American market (Copping 2004) to control soft bodied arthropods that are pests of ornamentals, fruits and vegetables such as spider mites, psyllids and aphids (Koehler *et al.* 1983). Insecticidal soaps can successfully suppress different aphid species, including *Myzus persicae* (Sulzer) (Parry *et al.* 1989; Miller and Uetz 1998) but little is known on the sub-lethal effects that soap could have on aphids. Reuter *et al.* (1993) demonstrated

that M-Pede™, an insecticidal soap, modified the behaviour of *M. persicae*. He found that treated insects probed more frequently and introduced their rostrum less often than did the untreated insects.

Myzus persicae is found throughout the world, including all areas of North America. In Canada, it causes economical damage to both field and greenhouse vegetables and ornamentals. Damage is mostly due to honeydew, which provides a suitable medium for the growth of sooty moulds (Cloutier and Chagnon 1990). *Myzus persicae* is difficult to control because of its high multiplication rate and because it feeds under the leaves and into leaf axils (Edelson *et al.* 1993). Development is rapid in greenhouses, being as short as 5 days depending on temperature, humidity and host plant. The female lays 3 to 4 larvae per day and larval development includes 4 instars (Boiteau 1994).

When the impact of a pesticide on a pest population is measured, not only the short-term mortality but also the sub-lethal effects must be taken into account (Wennergren and Stark 2000). If sub-lethal effects, such as reductions in the reproductive or developmental rates of the pest, are not measured, the impact of the pesticide on the pest population could be under-estimated (Stark and Wennergren 1995). The sub-lethal effects of an insecticide could decrease the population growth rate by affecting fitness parameters such as the adult's fecundity or the larval development.

The objectives of this study were to determine the lethal and sub-lethal effects of a new developed insecticidal soap provided by PronateX Inc. (1, avenue des Pins, C.P. 340, Richmond, Quebec, Canada) on *M. persicae*. Under laboratory conditions, we first studied the susceptibility of *M. persicae* to different concentrations of the insecticidal soap and determined the LC_{50s}. We then assessed the effect of these LC_{50s} on the aphids' survival, developmental rate, and daily fecundity.

3.4 – Materials and methods

3.4.1 – Plant material and insect rearing

Chinese cabbages var. Monument (Norseco) were grown individually under controlled conditions ($20 \pm 2^\circ\text{C}$, $80\% \pm 10\%$ R.H and L16: D8) in 15 cm diameter pots filled with Pro-Mix®. The plants were allowed to grow for 5 weeks before transferring them in aphid rearings. Plants were not treated with chemicals, but predacious bugs (*Orius insidiosus* (Say)) were released when thrips infestation occurred.

Myzus persicae were collected from a greenhouse in Horticulture Research and Development Center (HRDC), on plants that did not received any insecticidal treatment, and transferred to cabbages. The colony was maintained on cabbages under controlled conditions ($23 \pm 2^\circ\text{C}$, $80 \pm 10\%$ RH and L16: D8). The plants were watered and fertilized every other day with water soluble fertilizers (20-8-20 and 14-0-14, Plant Products Co. Ltd.). Every two weeks, the plants in the rearing cages were replaced with fresh ones and infested leaves were used to infest the new cabbages. Test aphids (first and second instars) were obtained by isolating adult aphids from the rearing colonies and allowing them to produce larvae for 48h on cabbage leaf disks. Likewise, third and fourth instars were obtained by isolating first and second instars. Finally, adult instars were obtained by isolating third and fourth instars.

3.4.2 – Soap

The insecticidal soap used in these experiments is formulated and provided by PronateX Inc. (1, avenue des Pins, C.P. 340, Richmond, Quebec, Canada). It contains saponified olive and neem oils in a ratio of 1.5/10. During saponification, all limonoids such as azadirachtin contained in the neem oil used in this soap formulation were destroyed by the alkali (KOH) used (Zanno *et al.* 1975). Ethanol and methanol (75%/25% v/v), and distilled water were used to dilute the mixture (for

382g of saponified oils, 142ml of alcohols and 18ml of distilled water were added) to reach a concentration of 40% fatty acids. The soap solution was diluted with distilled water prior to its application to obtain the concentrations needed for the bioassays (% w/w).

3.4.3 – Laboratory bioassays

a) General procedures

Both topical toxicity and sub-lethal toxicity bioassays were performed following the same procedure. Soap was sprayed with a modified paint-brush (BADGER 100) at the pressure of 6 psi. Petri dishes containing aphids were sprayed with 300 µl of soap solution or distilled water (control). The Petri dishes had pierced lids covered with nylon to allow aeration. They were closed and left to dry for one hour. They were then sealed with Parafilm® to prevent aphids from escaping. The Petri dishes were kept in a plastic container that had a wet sponge at the bottom to maintain humidity. The container was incubated at $25 \pm 2^\circ\text{C}$, $40 \pm 10\%$ RH and L16: D8. A Petri dish constitutes a replicate.

b) Topical toxicity bioassay

Topical bioassays were conducted to determine the lethal concentration causing 50% mortality in the population (LC_{50}). Twenty-five young larvae (1st and 2nd instars), old larvae (3rd and 4th instars) or adults were transferred to a Petri dish of 2.5 cm diameter containing a fresh cabbage leaf disk of 2.5 cm diameter and a humidified filter paper (same diameter) that were placed at the bottom of each Petri dish. The Petri dishes were kept closed until the beginning of the experiment. Four Petri dishes were used per concentration (unit of replication) and seven different concentrations per grouped instars were used (0.01, 0.03, 0.05, 0.1, 0.3, 0.7, 1.5% for young larvae, 0.05, 0.1, 0.2,

0.3, 0.5, 0.8, 1.5% for old larvae, and 0.05, 0.1, 0.2, 0.3, 0.5, 0.7, 1.5% for adults). Distilled water was used as a control. After 24 and 48h, aphid mortality was assessed. The aphids not presenting any movement when lightly touched with a brush were considered dead. The experiment was repeated 3 times (n= 4, 300 aphids per concentration).

c) Sub-lethal toxicity bioassays

Survival, developmental rate and daily fecundity of soap-treated aphids were determined. We used developmental rate as the number of exuviae produced per 24h by surviving aphids to express the effect of the insecticidal soap on the capacity of the aphid to develop and therefore to change instar. We used daily fecundity as the number of larvae produced per 24h by surviving adult aphids to express the effect of the insecticidal soap on the capacity of the aphid to reproduce. The procedure was the same as in the first experiment except that only the LC₅₀ and distilled water were used as treatment. As only a slight additional direct mortality caused by insecticidal soap occurred 48h after the treatment (Fig. 3.1), we used for these experiments the aphids surviving 24h after insecticidal soap application at the LC₅₀ concentration. The survival rate (%) of treated aphids was thus adjusted to 100% in order to compare survival rates over time with the control (Fig. 3.2). For 7 days, the mortality, number of exuviae and number of larvae produced per aphid were recorded daily. The old leaf disks were changed to fresh ones every two days. The larvae and exuviae counted daily were removed to facilitate further counting. The experiment was repeated three times (n= 4, 300 aphids per concentration).

3.4.4 – Data analysis

For the topical toxicity bioassay, corrected mortality percentages were obtained using the Abbott formula (1925). The LC₅₀, slopes and 95% confidence intervals were calculated using Probit analysis including tests of parallelism (equal slopes) and

equality (equal slopes intercepts) (POLO-PC software, LeOra, 1987). Comparisons of lethal concentrations were done between instars (Robertson and Preisler 1992). Significant differences between LC_{50} were considered when their 95% confidence intervals did not overlap. For the sub-lethal toxicity bioassay, the data were not normally distributed and normality could not be restored using a standard transformation. Data were thus analysed with a Mann-Whitney test to compare treated and untreated aphids.

3.5 – Results

3.5.1 – Topical toxicity

Aphid mortality, 24 and 48h after treatment, increased in a concentration dependant manner (Fig. 3.1). All regressions were significantly different ($P < 0.05$) indicating that the Probit responses were a linear function of the concentrations. At soap concentrations higher than 0.5%, the mortality of aphid regardless of instars was close to 100%.

Mortality observed 24h or 48h after treatment were similar (Fig. 3.1) and only mortality data from 24h were used to calculate the LC_{50} (Table 3.1). The slopes of the regressions for young larvae, old larvae and adults were significantly different ($P < 0.05$), indicating that aphid instars were differently susceptible to increasing soap concentrations (Table 3.1). The intercepts of the regression were also significantly different for all instars ($P < 0.05$). The LC_{50} values estimated by Probit analysis for young larvae, old larvae and adults *M. persicae* subjected to direct contact with soap were all significantly different (Table 3.1).

3.5.2 – Sub-lethal toxicity

The LC₅₀ treated aphids had a significant lower survival rate than the control three to five days following treatment with the insecticidal soap. Later on, there were no significant differences between the survival rates of the control and LC₅₀ treated aphids of all instars (Fig. 3.2).

Developmental rate of young and old larvae was impaired as shown by fewer exuviae counted over time in both the control and the LC₅₀ treated aphids. Only two significant differences from the control were found in the LC₅₀ treated aphids but no pattern emerged in these tests (Fig. 3.3).

Aphid daily fecundity decreased with time in both the control and the LC₅₀ treatment. Only one significant difference was found in the LC₅₀ treated aphids from the control and no pattern emerged either in this test (Fig. 3.4).

3.6 – Discussion

3.6.1 – Topical toxicity

Our results are consistent with previous studies that showed that *M. persicae* is susceptible to insecticidal soap (Fournier and Brodeur 2000; Edelson *et al.* 2002). At an insecticidal soap concentration of 0.5%, all instars of *M. persicae* showed mortality close to 100%. The insecticidal soap M-Pede™ at 2% effectively controlled the populations of *M. persicae* on chrysanthemums and *Aphis gossypii* on German ivy by reducing the population to zero, 3 days after the treatments in the greenhouse (Miller and Uetz 1998). Insecticidal soaps are fast acting insecticides since 75-90% of the mortality occurred 24h after the application.

The results we obtained indicate a significant concentration-response effect on all instars of *M. persicae* for the insecticidal soap used. The intercepts and slopes of the regressions were significantly different (Table 3.1), indicating that young larvae, old larvae and adults are differently susceptible to increasing soap concentrations, the order of susceptibility being: young larvae > old larvae > adults. Insecticidal soap acts by blocking the spiracles (Henn and Weinzierl 1989) and the fact that the young and old larvae molt could explain why young stages are less susceptible to soap. Differential susceptibility between different life stages must be considered in a control strategy because the least susceptible stage may compensate for a loss of fitness in other stages. In our case, the young and old larvae being more susceptible to the insecticidal soap, it would be important to use the concentration that controls adults since all instars are present on the plants. Mortality was higher in old larvae than in young larvae for the first days and this could be explained by molting (Fig. 3.2). The fact that young aphid larvae molted quickly after being treated, and therefore escaped asphyxiation, may explain their lower susceptibility. This differential mortality could also explain the level of variability in the results reported in other studies.

3.6.2 – Sub-lethal toxicity

In our experiments, the aphids were sprayed directly on a leaf disk and this method have provided better coverage than spraying aphids hiding on plants. On lettuce, the LC_{50} was 0.75% (0.58-0.98%) for third instars of *M. persicae* sprayed with an insecticidal soap, Safer's® (Woodstream Canada Corporation, Canada), on lettuce leaves where aphids had been transferred previously (Fournier and Brodeur 2000). That corresponds to approximately six times the concentration of insecticidal soap we needed to obtain the LC_{50} (0.13 % (0.12-0.15%)). On cabbage leaf disk, Edelson *et al.* (2002), using M-Pede™, an insecticidal soap containing 490g/L of potassium salt of fatty acids, obtained a LC_{50} of 6.8×10^3 mg/L ($6.1 \times 10^3 - 7.3 \times 10^3$ mg/L) for third

to fourth instars *M. persicae*. This corresponds to a concentration of 0.33% (0.30 – 0.35 %), twice the concentration of insecticidal soap we needed to obtain the LC₅₀ for old larvae. Such variability in the LC₅₀ could be due to differences in crop architecture, aphid behaviour and distribution, the methods used to apply the insecticide, and insecticidal soap composition.

We did not observed impact of soap treatment on the developmental rate of larvae or daily fecundity of adults *M. persicae*. Our results indicate that all instars have a significantly increased mortality for at least three days following treatment but no other sub-lethal effects. These data thus suggest that measuring direct mortality do not underestimate the impact of insecticidal soap on aphids.

In conclusion, the estimated mortality gives a good indication on soap efficacy. Insecticidal soap must still be applied at closer intervals and cover well the treated plants because it is quick-acting and dependent upon direct contact with aphids. Further studies under greenhouse or field conditions, are required to assess more precisely the most effective rate, timing of application, concentrations of soap insecticide that should be used under these conditions. Possible phytotoxic effects should also be assessed.

3.7 – Acknowledgments

We thank Marie Pays for her assistance. We also express our appreciation to PronateX Inc. for providing the insecticidal soap. This is contribution XXX of the HRDC, Agriculture et Agroalimentaire Canada, St-Jean-sur-Richelieu, Québec, Canada

3.8 - References

Abbott WS, 1925. A method of computing the effectiveness of an insecticide. J. Econ. Entomol. 18, 265-267.

Boiteau G, 1994. Maladies et ravageurs des cultures de plein champ: Pomme de terre. In: Maladies et ravageurs des cultures légumières au Canada. Richard C and Boivin G (Eds), La Société Canadienne de Phytopathologie et La Société d'Entomologie du Canada, Ottawa, Canada, 247-290.

Copping LG (ed), 2004. Natural Products. In: The Manual of Biocontrol Agents. 3rd edition. The British Crop Protection Council, Surrey, UK, 171-262.

Cloutier C and Chagnon M, 1990. Modes alternatifs de répression des insectes dans les agro-écosystèmes québécois, tome 3: Agents biologiques. Ministère de l'Environnement et Centre Québécois de valorisation de la biomasse, Québec.

Djerassi C, Shih-Coleman C and Diekman J, 1974. Insect control of the future: Operational and policy aspects. Science 186, 596-607.

Edelson JV, Duthie J and Roberts W, 2002. Toxicity of biorational insecticides: activity against the green peach aphid, *Myzus persicae*. Pest Manag. Sci. 58, 255-260.

Edelson JV, Magaro JJ and Browning H, 1993. Control of insect pests on broccoli in southern Texas: a comparison between synthetic organic insecticides and biorational treatments. J. Entomol. Sci. 28, 191-196.

Fournier V and Brodeur J, 2000. Dose-response susceptibility of pest aphids (Homoptera: Aphididae) and their control on hydroponically grown lettuce with the entomopathogenic fungus *Verticillium lecanii*, Azadirachtin, and insecticidal soap. Environ. Entomol. 29, 568-578.

Fukami J-I, Shishido T, Fukunaga K and Casida JE, 1969. Oxidative metabolism of rotenone in mammals, fish, and insects and its relation to selective toxicity. J. Agric. Food Chem. 17, 1217-1226.

Henn T and Weinzierl R, 1989. Botanical insecticides and insecticidal soaps. Alternatives in insect management. Office of Agricultural Entomology. University of Illinois at Urbana-Champaign, College of Agriculture, Cooperative Extension Service, in cooperation with the Illinois Natural History Survey. Circular 1296.

Koehler CS, Barclay LW and Kretchun TM, 1983. Pests in the home garden. Soaps as insecticides. Calif. Agric. September/October, 11-13.

LeOra Software, 1987. POLO-PC. A User's Manual for Probit or Logit Analysis. LeOra Software, Berkeley, California.

Miller F and Uetz S, 1998. Evaluating biorational pesticides for controlling arthropod pests and their phytotoxic effects on greenhouse crops. HortTech. 8, 185-192.

Parry WH, Edwards ID and Jenkins TAR, 1989. Chemical control of sycamore aphid, *Drepanosiphum platanoidis* (Schr.), with organophosphorous and soap insecticides. Crop Prot. 8, 30-36.

Philogène BJR, Regnault C and Vincent C, 2002. Produits phytosanitaires insecticides d'origine végétale: promesses d'hier et d'aujourd'hui. In : Biopesticides d'origine végétale. Philogène BJR, Regnault C and Vincent C (Eds), Éditions TEC & DOC, Paris, 1-17.

Reuter LL, Toscano NC and Perring TM, 1993. Modification of feeding behavior of *Myzus persicae* (Homoptera: Aphididae) by selected compounds. Environ. Entomol. 22, 915-919.

Robertson JL and Preisler HK, 1992. Pesticide Bioassays with Arthropods. CRC Press, Boca Raton, Florida.

Stark J and Wennergren U, 1995. Can population effects of pesticides be predicted from demographic toxicological studies? J. Econ. Entomol. 88, 1089-1096.

van der Meulen PA and van Leeuwen ER, 1929. A study of the insecticidal properties of soap against the Japanese beetle. J. Econ. Entomol. 22, 812-814.

Wennergren U and Stark J, 2000. Modeling long-term effects of pesticides on populations: Beyond just counting dead animals. Ecol. Appl. 10, 295-302.

Zanno PR, Miura I, Nakanishi K and Elder DL, 1975. Structure of insect phagorepellent azadirachtin. Application of PRTF/IWD carbon-13 nuclear magnetic resonance. *J. Am. Chem. Soc.* 97, 1975-1977.

Figure 3.1 – Corrected mean percentages (\pm S.E.) mortality of: (a) young larvae, (b) old larvae, and (c) adults of *M. persicae*, 24 and 48h after topical application of different soap concentrations (n= 4, 300 individuals per concentration).

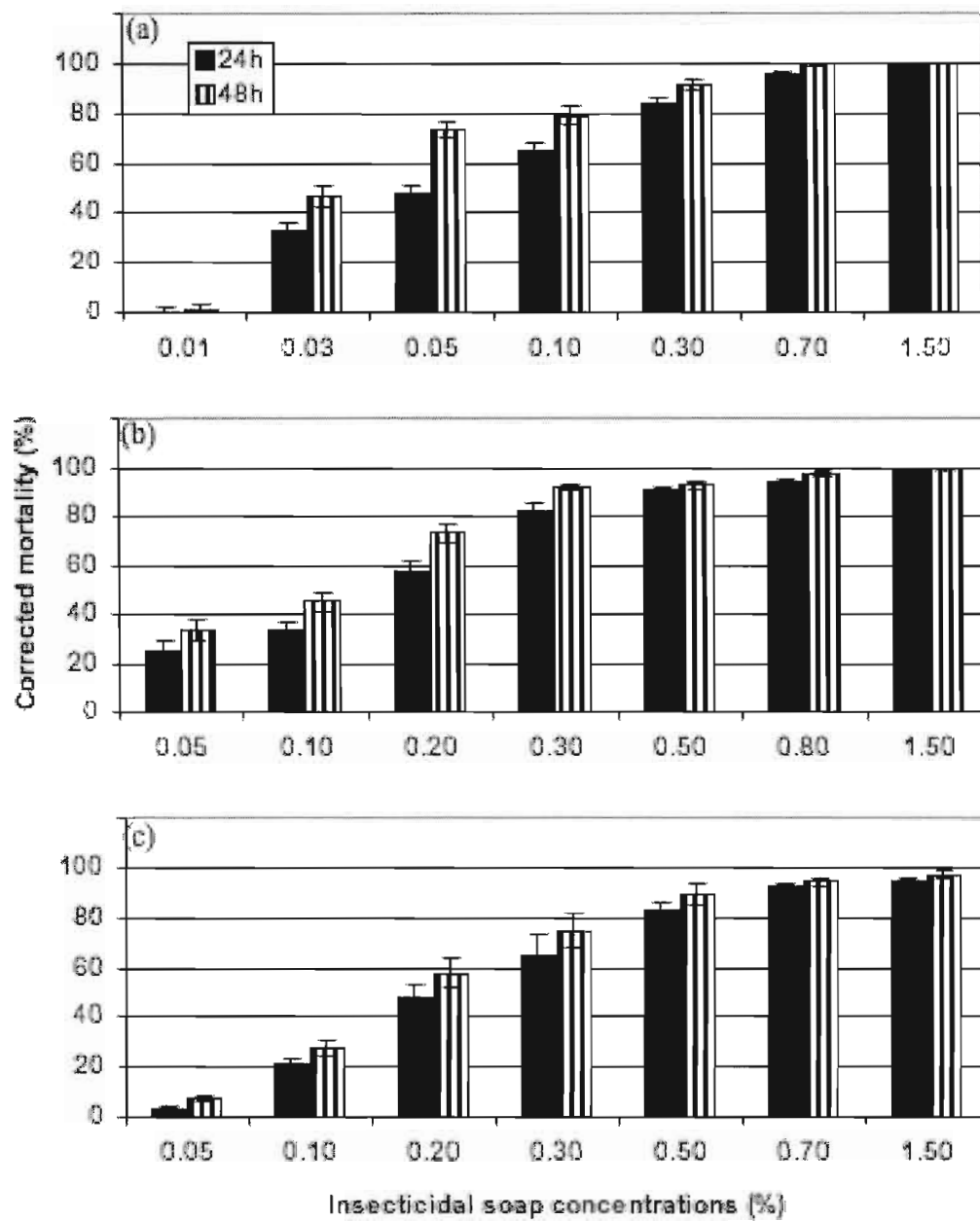


Table 3.1. Values of LC_{50} (% w/w), 95% confidence intervals (CI), slopes, intercepts and values of X^2 of different instars of *M. persicae* 24h after topical application of soap solution.

Instars	LC ₅₀ % ^{a,b} (95% CI)	Slope ^c (± SE)	Intercept	X ²
Young	0.06 (0.054-0.073)	1.68 (± 0.070)	2.03	144.20
Old	0.13 (0.12-0.15)	2.06 (± 0.085)	1.81	196.05
Adult	0.22 (0.20-0.25)	2.44 (± 0.094)	1.59	226.42

^aSeven concentrations per instars were used to calculate the LC₅₀, 95% confidence intervals (CI) and slopes showing a significant (P<0.05) concentration-mortality relationship using POLO (LeOra 1987) (n= 4, 300 individuals per concentration).

^bAll values of LC₅₀ estimates are significantly different between instars because their CI are not overlapping.

^cAll slopes are significantly different between instars (determined by test of parallelism, P<0.05) (Robertson and Preisler 1992).

Figure 3.2 – Survival rate of *M. persicae* of (a) young larvae, (b) old larvae and (c) adults for 7 days after exposure to soap at LC₅₀. Differences from controls according to Mann and Whitney test: **P<0.01, ***P<0.001. The survival rate (%) of treated aphids was adjusted to 100% at 24h in order to compare survival rates over time with the control (n= 4, 300 individuals per treatment).

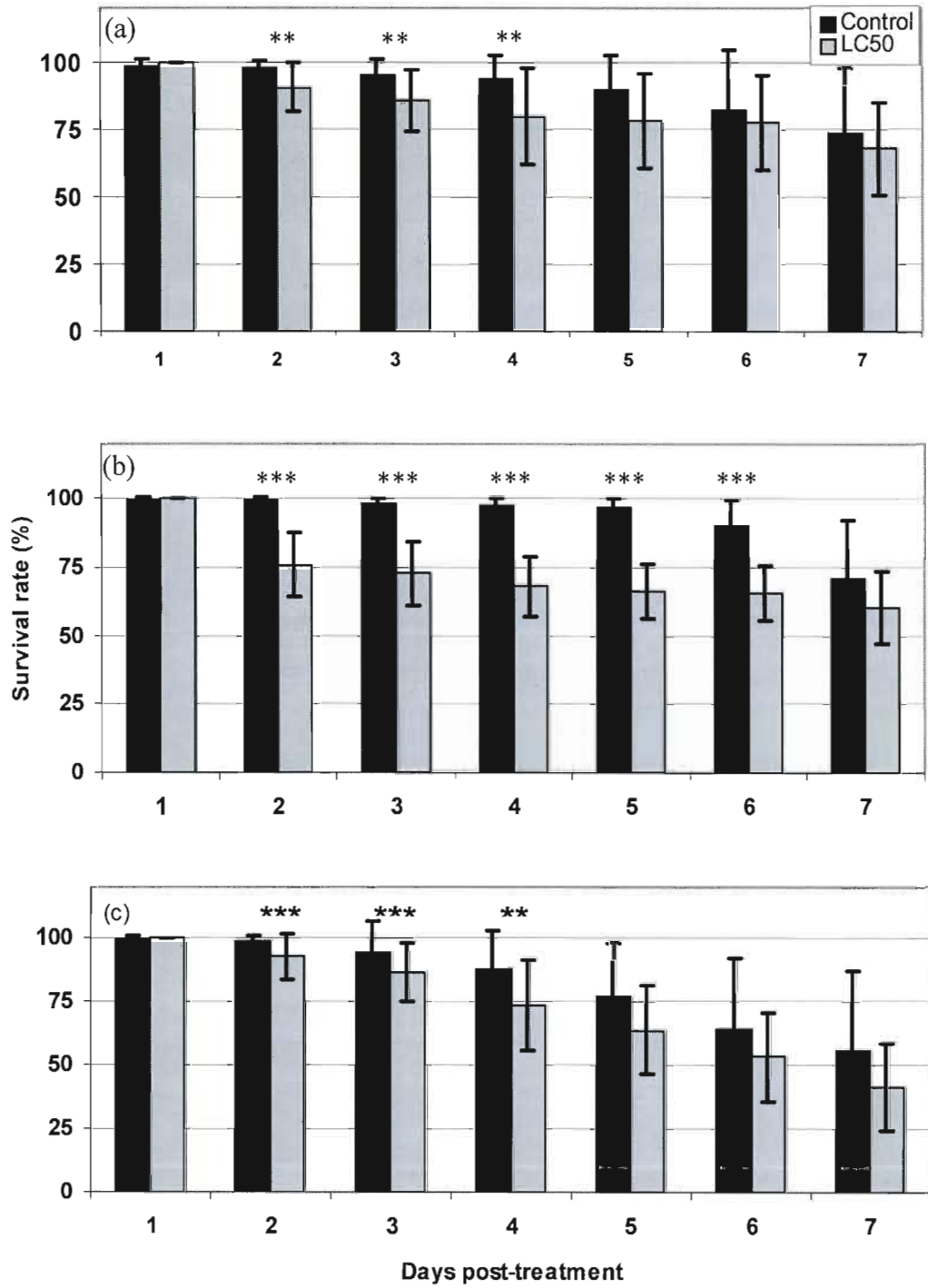


Figure 3.3 – Number of exuviae produced by *Myzus persicae* (a) young larvae, and (b) old larvae for 7 days after exposure to soap at LC₅₀. Differences from controls according to Mann and Whitney test: * P<0.05, ***P<0.001 (n= 4, 300 individuals per treatment).

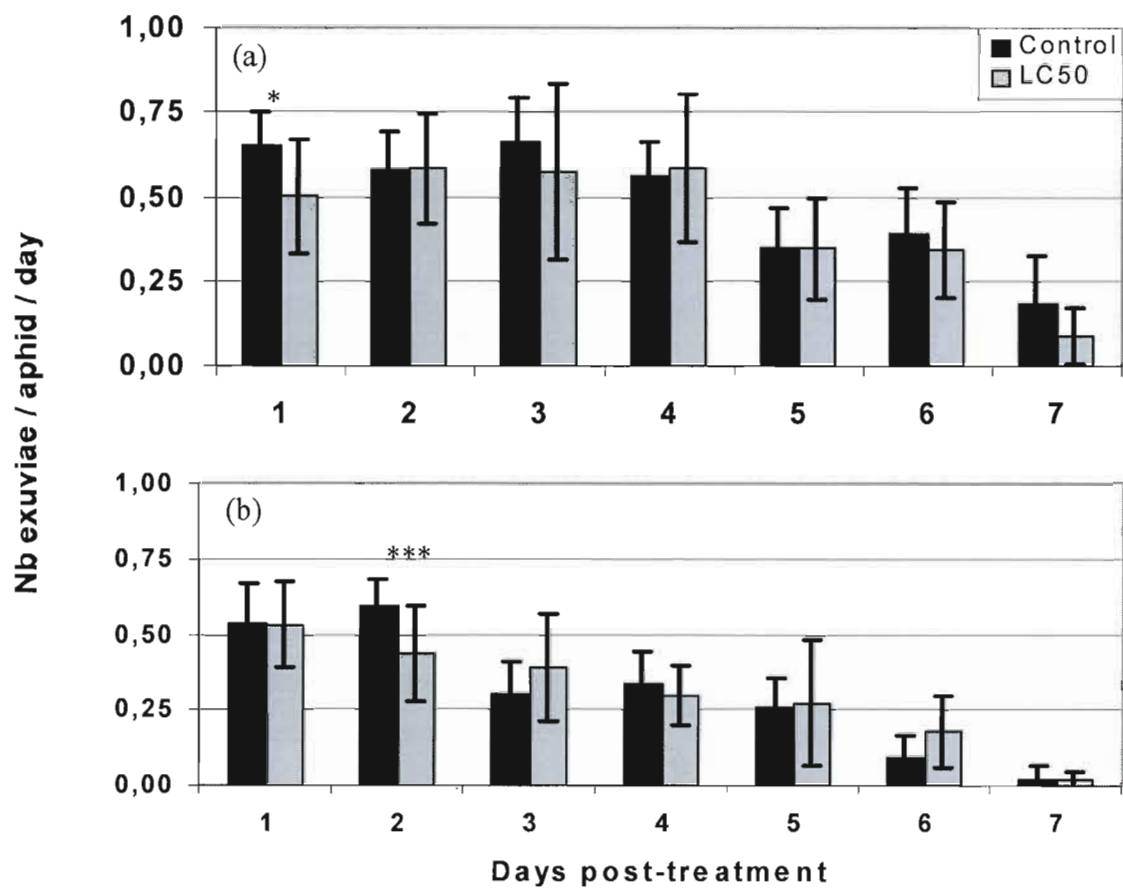
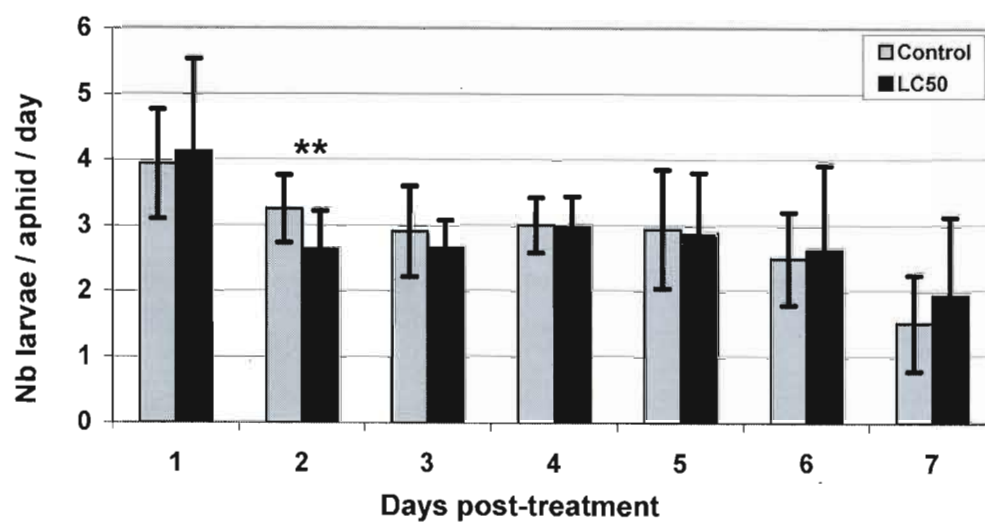


Figure 3.4 – Number of larvae produced by adult *M. persicae* for 7 days after exposure to soap at LC₅₀. Differences from control according to Mann and Whitney test: **P<0.01 (n= 4, 300 individuals per treatment).



Dans le chapitre précédent, nous avons évalué les effets létaux et sub-létaux d'un savon insecticide sur le puceron vert du pêcher. Ce savon s'est révélé toxique en application topique, mais n'a pas eu d'effets sub-létaux sur le ravageur. Puisque les programmes de lutte biologique en application dans les serres au Québec utilise la guêpe parasitoïde *Aphidius colemani* contre ce même puceron, nous avons trouvé important, dans le deuxième chapitre, de vérifier les effets létaux et sub-létaux du savon insecticide sur ce parasitoïde dans l'objectif de pouvoir combiner ces deux méthodes de lutte.

**4 – CHAPITRE 2 – LETHAL AND SUB-LETHAL EFFECTS OF AN
INSECTICIDAL SOAP ON *APHIDIUS COLEMANI* (HYMENOPTERA;
BRACONIDAE).**

Tremblay, Éléonore^{1,3}, André Bélanger¹, Marcel Brosseau² and Guy Boivin¹.

¹: Agriculture et AgroAlimentaire Canada, Centre de Recherche et de Développement en Horticulture, 430 boulevard Gouin, Saint-Jean-sur-Richelieu, Québec, Canada J3B 3E6 Tel. : 450-346-4494 Fax. : 450-346-7740 E-mail : tremblayel@agr.gc.ca, belangera@agr.gc.ca, boiving@agr.gc.ca

²: PronateX Inc. 1, avenue des Pins, C.P. 340, Richmond (Québec) J0B 2B0
Tel. : 819-826-2160 Fax. : 819-826-6892 E-mail : brossom@sympatico.ca

³: Département des sciences biologiques, Université du Québec à Montréal, Montréal, Québec, Canada.

Article qui sera soumis dans la revue Pest Management Science

4.1 – Résumé

Les effets d'un savon insecticide sur la survie, la valeur adaptative et le comportement de la guêpe parasitoïde des pucerons, *Aphidius colemani*, ont été étudiés en laboratoire. La concentration de savon causant 100% de mortalité chez les adultes de la guêpe 24h après le traitement était de 17,5 g/L. La CL₅₀ (concentration létale de savon causant 50% de mortalité 24 h après le traitement) était de 2,75 g/L. La survie des larves de parasitoïde a aussi été étudiée (% émergence des adultes), ainsi que la valeur adaptative (longueur des tibias des adultes) et le nombre d'œufs

matures présents par femelle parasitoïde ayant survécu dans des pucerons de stades 3 et 4 traités à la CL_{50} de savon insecticide (3,25 g/L pour les pucerons de stades 3 et 4). Le comportement d'acceptation d'un puceron ayant survécu à la CL_{50} a été évalué chez la guêpe. Le savon n'a pas eu d'effet sur la survie des parasitoïdes immatures, sur la valeur adaptative ou sur le nombre d'œufs présents par femelle parasitoïde. Les guêpes qui ont été en contact avec des pucerons traités au savon n'ont pas pondu autant dans ces derniers que dans les témoins, ce qui indique que les guêpes ont détecté et évité les pucerons traités au savon. Ces données suggèrent qu'un relâcher de parasitoïdes du puceron fait après un traitement au savon insecticide ferait en sorte que les guêpes accepteraient dans une proportion moindre les pucerons survivants. Les programmes de lutte biologique peuvent donc être améliorés par des applications de savon insecticide si ces dernières sont faites une journée avant le relâcher de parasitoïdes en serre. Ceci éviterait le contact des parasitoïdes avec le savon et permettrait aux pucerons traités de muer. Les parasitoïdes pourront ainsi pondre dans les pucerons qui auront survécus au savon ce qui augmentera le contrôle du puceron.

Mots clés: *Aphidius colemani*; lutte intégrée; savon insecticide; CL_{50} ; effets sub-létaux.

4.2 – Abstract

The effects of an insecticidal soap on the survival, fitness and behaviour of an aphid parasitoid wasp, *Aphidius colemani*, were studied in the laboratory. The soap concentration causing 100% mortality in adult wasps 24h after treatment was 17,5 g/L. The LC_{50} (soap concentration causing 50% mortality 24 h after treatment) was 2,75 g/L. We also assessed the survival of parasitoid larvae (% emergence of adults), the fitness (tibia length of adults) and number of eggs produced per female parasitoid that survived in third and fourth instars aphids treated with insecticidal soap LC_{50}

determined to be 3,25 g/L (LC₅₀ of aphids instars 3rd and 4th). Acceptance by female parasitoids of aphids that survived their LC₅₀ was also tested. The soap did not have any effect on the survival of parasitoid immatures and on the fitness or number of eggs produced per female parasitoid. The wasps that were in contact with treated aphids did not oviposit as much in them as in untreated aphids indicating that the female parasitoids detected and avoided aphids treated with insecticidal soap. These data suggest that aphid parasitoids released following a treatment with insecticidal soap are expected to accept in a lower proportion the surviving aphids. Biological control programme could then be ameliorated by soap applications if these latest are done one day before the release of the wasps in the greenhouse. That way, wasps would not be in contact with soap and treated aphids would have time to molt. Wasps could then lay eggs in aphids that survived soap application and that would increase aphid control.

Keywords: *Aphidius colemani*; IPM; insecticidal soap; LC₅₀; sub-lethal effects.

4.3 – Introduction

The use of insecticides that are either innocuous to natural enemy because they are selective to pests by their mode of action, or degrade before natural enemies are introduced, is part of Integrated Pest Management (IPM) programmes.¹ In North America, IPM programmes using biological control organisms combined with insecticides are in progress in greenhouse productions.^{1,2} Biorational insecticides are more acceptable than conventional insecticides because biorationals are assumed to be active against pest populations but relatively innocuous to beneficial organisms.³ However, beneficial organisms are in contact with these insecticides through direct exposures to spray droplets or spray residues on crop foliage⁴ and although it is generally assumed that many biorationals are compatible with biocontrol agents, their effects on the performance and efficacy of natural enemies are not well documented. In the few studies that looked at biorational insecticides, it is mostly their lethal effects on beneficial organisms that were studied and it would be important to verify the sub-lethal effects that insecticides could have on parasitoids and their hosts.^{5,6}

Certain opportunities for developing biorational pesticides that reduce pest populations while conserving natural enemies are available since the last century. For instance, mineral oils, detergents and soaps, and certain plant extracts such as rotenone, pyrethrums, and vegetable oils, have good insecticidal properties on certain pest insects while being less toxic to the user and the environment, except rotenone which is highly toxic to many species of fish.⁷⁻⁹ Potassium salts, or soaps, are contact insecticides considered as biorational pesticides.^{7,10} In general, soaps are made from the salts of fatty acids, which are the principal components of the fats and oils found in animals and plants. Advantages of insecticidal soaps are that they degrade rapidly, have a quick effect and a low toxicity to mammals.¹¹ Insecticidal soaps work on contact and cause insect death by disturbing the cuticle permeability and by obstructing spiracles causing asphyxia. Since the 1980s, several commercial

insecticidal soap formulations are available on the North American market to control soft bodied arthropods that are pests of ornamentals, fruits and vegetables such as spider mites, psyllids and aphids.^{10, 11}

Insecticidal soaps can affect beneficials if in direct contact with them, but little is known on the sub-lethal effects that insecticidal soap could have on fitness parameters such as adult's fecundity or larval development.^{5, 14} It has been demonstrated that adult parasitoid emergence from whitefly pupae treated with a potassium salt of fatty acids (10g/L) remained unaffected in *Encarsia formosa* (Gahan) (treated: 99,2% emergence, control: 100% emergence) and *Eretmocerus eremicus* (Rose and Zolnerowich) (treated: 100% emergence, control: 100% emergence).⁶ When an insecticidal soap made with potassium salts of fatty acids at a concentration of 0,1g/L added with 0,02% pyrethrum, Trounce™ (Safer Ltd, Scarborough, Ontario, Canada), was applied to adult *Aphidius colemani* Viereck it decreased the number of aphids that the treated females parasitized compared to untreated females.⁵ Unfortunately, no statistical test was done on these data so it is impossible to confirm the insecticidal soap sub-lethal effect on parasitisation rate of *A. colemani* and separate it from the effect of the pyrethrum.⁵

The objectives of this study were to determine the lethal and sub-lethal effects of a new developed insecticidal soap provided by PronateX Inc. (1, avenue des Pins, C.P. 340, Richmond, Quebec, Canada) on *A. colemani*. Under laboratory conditions, we first studied the susceptibility of *A. colemani* adults to different concentrations of the insecticidal soap and determined the LC₅₀. We then assessed the effect of the LC₅₀ on the immature survival (% emergence) when parasitized third and fourth instars aphids were treated. The tibia lengths of the adults that survived treatments as an immature (as a proxy of fitness) were measured and the number of eggs produced per female

were counted. Finally, we studied the effect of the insecticidal soap on the host acceptance behaviour of the wasp.

4.4 - Materials and methods

4.4.1 – Plant, aphid and parasitoid cultures.

Aphidius colemani was reared on the green peach aphid, *Myzus persicae* (Sulzer), maintained on potted Chinese cabbages var. Monument (Norseco). Parasitoid culture was maintained on infested cabbages under controlled conditions ($20 \pm 1^\circ\text{C}$, $80 \pm 10\%$ RH and L16: D8).

Myzus persicae were collected from a greenhouse in Horticulture Research and Development Center (HRDC), on plants that did not received any insecticidal treatment, and transferred to cabbages. The colony was maintained on cabbages in a separate chamber at $23 \pm 2^\circ\text{C}$, $80 \pm 10\%$ RH and L16: D8. The plants were watered and fertilised every other day with water soluble fertilizers (20-8-20 and 14-0-14, Plant Products Co. Ltd.). Every two weeks, plants from the aphid rearing cages were used to refresh the infested plants in the parasitoid culture.

Chinese cabbages var. Monument (Norseco) were grown individually under controlled conditions ($20 \pm 2^\circ\text{C}$, $80\% \pm 10\%$ R.H and L16: D8) in 15 cm diameter pots filled with Pro-Mix®. The plants were allowed to grow for 5 weeks before using them in aphid cultures. Plants were not treated with chemicals, but predacious bugs (*Orius insidiosus* (Say)) were released when thrips infestation occurred.

4.4.2 – Insecticidal soap

The insecticidal soap, formulated and provided by PronateX Inc (1, avenue des Pins, C.P. 340, Richmond, Québec, Canada), was composed of saponified olive and neem oils in a ratio of 1.5/10. During saponification, all limonoids such as azadirachtin contained in the neem oil used in this soap formulation were destroyed by the alkali (KOH) used.¹⁵ Ethanol and methanol (75%/25% v/v), and distilled water were used to dilute the mixture (for 382g of saponified oils, 142ml of alcohols and 18 ml of distilled water were added). The insecticidal soap had a concentration of 40% fatty acids. The insecticidal soap solution was diluted with distilled water prior to its application to obtain the concentrations needed for the bioassays (g/L).

4.4.3 – Laboratory bioassays

a) General procedures

All the wasps and aphids used in these experiments were treated using a modified paint-brush (BADGER 100) at 41368.2 Pa. Petri dishes containing wasps or parasitized aphids were treated with 300 microliters of insecticidal soap solution at different concentrations or distilled water as a control. The Petri dishes had pierced lids covered with nylon to allow aeration. They were closed and left to dry for one hour. They were then sealed with Parafilm® to prevent aphids from escaping. The Petri dishes were kept in a plastic container that had a wet sponge at the bottom to maintain humidity. The container was incubated at $23 \pm 2^\circ\text{C}$, $80 \pm 10\%$ RH and L16:D8. All female parasitoids used in these experiments were 4 to 48h old and emerged from mummies which had been harvested from wasps culture and isolated in Petri dishes (3,5 cm diameter) with a cabbage leaf disc (same diameter), so that they were considered as naïve, having had no contact with aphids after emergence. A Petri dish constitutes a replicate.

b) Topical toxicity

Topical bioassays were conducted to determine the lethal concentration causing 50% mortality in the wasp population (LC₅₀). The wasps were chilled for 12 h at 4°C to slow them down before the treatment. A fresh cabbage leaf disk (3,5 cm diameter) was placed at the bottom of each Petri dish of 3,5 cm diameter that was kept closed until the beginning of the experiment. Three to five adult wasps were transferred to the Petri dish with a camel brush. Four Petri dishes were used per concentration and eight different concentrations were used (0,25, 0,75, 1,25, 2,0, 2,50, 7,5, 17,5, and 37,5 g/L). The pierced lids of the Petri dishes were covered with nylon to ensure aeration. Distilled water was used as a control. After 24h, wasp mortality was assessed. The wasps not presenting any movement when lightly touched with a brush were considered dead. The experiment was repeated four times (n = 4, 22 to 52 wasps per treatment).

c) Sub-lethal effects of insecticidal soap on immature wasps

The bioassay was conducted to determine the survival of parasitoid larvae (% of emergence of adults), the size of adults (tibia length) and the number of eggs produced per female that emerged from the mummy formed in third and fourth instars aphids treated with LC₅₀ (3,25 g/L (Tremblay E *et al.*, unpublished)). Three to 5 naive females were placed in contact for 24h with 50 third to fourth instars aphids in a Petri dish (3.5cm diameter) lined with a fresh cabbage leaf disc (3,5 cm diameter). The aphids were kept in Petri dishes for 3 days after wasp removal and before treatment to allow parasitoid egg hatching. The *A. colemani* larvae were then in their second instar.¹⁶ The aphids were then transferred to 2,5cm diameter Petri dishes lined with a fresh cabbage leaf disk and a humidified filter paper (same diameters). Two Petri dishes were used per treatment and two different treatments were used (LC₅₀ for third and fourth instars aphids determined to be 3,25 g/L (Tremblay E *et al.*, unpublished) and distilled water as a control). The pierced lids of the Petri dishes

were covered with nylon to ensure aeration. After 24h, dead aphids were removed. The leaf disks were changed every two days. Five to seven days after the treatment, the number of mummy formed and the number of emerged wasp was counted. The hind tibia lengths of all emerged wasps (male and female) were measured using Image Pro Plus 5.1 Software (MediaCybernetics). The females' abdomen was dissected under a binocular and the number of mature eggs per female counted. The experiment was repeated three times (n=2, 8 to 35 individuals per treatment).

d) Sub-lethal effect of insecticidal soap on host acceptance by adult wasps

Third instars aphids were treated with LC₅₀ (3,25 g/L) or with distilled water 4 hours before they were offered to the wasp. Five aphids that survived the insecticidal soap application or the control were transferred on a Chinese cabbage leaf disc (0,5 cm diameter) that was deposited in a square plastic arena of 2 cm by 2 cm and 1 cm high. The treated and control aphids were offered separately to different wasp. A female wasp 4 to 48h old and naive was introduced into the arena. Each trial was started when the female had a first antennal contact with an aphid in the arena and lasted for 10 minutes. *Aphidius colemani* females were not allowed to leave the arena during this period by putting a glass top over the arena. Each female was used only once and observed continuously during the trial. The following parameters were recorded: host contact defined as antennal contacts without oviposition attempt and attacks (i.e., the abdomen was bent between the legs towards the aphid and an oviposition was attempted). Oviposition is defined by an ovipositor insertion lasting 1-2 s into the aphid's body and a strong and jerky withdrawal of the ovipositor. In the experiment, successful attacks were distinguished from unsuccessful attacks by the formation of mummies by keeping all aphids. They were transferred into Petri dish (3,5cm diameter) lined with a cabbage leaf disc (3.5 cm diameter). The Petri dishes were kept in a plastic container that had a wet sponge at the bottom to maintain humidity.

The container was incubated for 5-7 days after the experiment at $23 \pm 2^\circ\text{C}$, $80 \pm 10\%$ RH and L16: D8. Each treatment was repeated ten times ($n=10$).

e) Data analysis

The corrected mortality percentages were obtained using the Abbott formula¹⁷. Seven concentrations were used to calculate the LC_{50} , 95% confidence interval (CI) and slope showing a significant ($P < 0.05$) concentration-mortality relationship using Probit analysis¹⁸ with POLO (LeOra 1987). For the sub-lethal effect of insecticidal soap on wasps' size and egg number, the data were analysed with a t-test to compare the tibia length and number of eggs produced per female of treated and control infested aphids. An X^2 test was used to compare the emergence percentages of the treated to those of the untreated wasps (survival). For the sub-lethal effect of insecticidal soap on host acceptance, the data were analysed with Student t-tests to compare the wasp behaviours towards treated and untreated aphids. All statistical analysis were performed using JMP IN statistical software.¹⁹

4.5 – Results

4.5.1 - Topical toxicity bioassay

Mortality of wasps treated topically with insecticidal soap increased with increasing concentrations, 24h after contact (Fig 4.1). At insecticidal soap concentrations higher than 17,5 g/L, the mortality of wasps was 100%. At concentrations lower than 0,75 g/L, the mortality was below 10% (Fig 4.1). The regression was significant ($P < 0.05$) so the Probit response was a linear function of the concentrations. The LC_{50} value estimated by Probit analysis for adults *A. colemani* treated topically with the insecticidal soap was 2,75 (1,35-4,50) g/L, the slope was 1,87 ($\pm 0,32$ SE) and the intercept was 1.77 ($X^2 = 67,38$, $P < 0.05$).

4.5.2 - Sub-lethal effect of insecticidal soap on immature wasps

We found no significant differences in the emergence rates ($X^2 = 122.42$, $df = 1$, $P > 0.05$ for males; $X^2 = 198.94$, $df = 1$, $P > 0.05$ for females) or the tibia length ($X^2 = 115.14$, $df = 1$, $P > 0.05$ for males; $X^2 = 104.44$, $df = 1$, $P > 0.05$ for females) of males and females *A. colemani* that were treated as immatures. There was no significant difference between the numbers of eggs counted per treated or untreated females ($X^2 = 157.30$, $df = 1$, $P > 0.05$) (Fig 4.2).

4.5.3 - Sub-lethal effect of insecticidal soap on host acceptance by adult wasps

Although we observed more antennal contacts and attacks on untreated aphids than on treated aphids, these differences were not significant ($X^2 = 44.25$, $df = 1$, $P > 0.05$ for antennal contacts; $X^2 = 102.27$, $df = 1$, $P > 0.05$ for attacks) (Table 4.2). However, adult wasps oviposited significantly less in treated than in control aphids ($X^2 = 12.60$, $df = 1$, $P < 0.05$) (Table 4.2).

4.6 - Discussion

4.6.1 - Topical toxicity bioassay

No literature was found concerning insecticidal soap LC_{50} on parasitoids. At an insecticidal soap concentration of 17,5 g/L, adults of *A. colemani* showed a mortality of 100% 24h after treatment. Our results showed that 0,25 g/L caused only 2,8 % mortality 24h post treatment (Fig. 4.1), as opposed to 12,4% and 52,4% mortality 24 and 48 hours after a topical application of Trounce at 0,1g/L on adults of *A. colemani*.⁵ These results show that adult parasitoids are susceptible to low concentration of insecticidal soap.

Myzus persicae LC_{50s} 24 h after insecticidal soap application were 1,50, 3,25 and 5,50

g/L for young larvae, old larvae, and adults respectively (Tremblay E *et al.*, unpublished). The LC_{50} s for old larvae and adult aphids are thus higher than the one for adult wasps (2.75 g/L). The insecticidal soap concentration causing 100% mortality 24h after treatment was 37,5 g/L for all aphid instars (Tremblay E *et al.*, unpublished) compared to 17,5 g/L for adult wasps. The fact that the LC_{50} of adult wasp is lower than the LC_{50} s of old larvae and adult aphids implies that if this insecticidal soap is used in a greenhouse against aphids, it will kill the adult wasps present.

4.6.2 - Sub-lethal effect of insecticidal soap on immature wasps

When parasitized third and fourth instars aphids were treated with soap LC_{50} , the ability of *A. colemani* immatures to complete its development and emerge successfully from the mummy was not affected suggesting that topical application of soap did not affect the larval development of the parasitoid probably because the aphid protected it from direct contact with the insecticidal soap and so from asphyxia. The mode of action of insecticidal soaps is through asphyxia following blocking of the spiracles.¹¹

In parasitoids, size is often positively correlated with egg-production and lifetime reproductive success and is used as a proxy for fitness.²⁰ We found no impact of insecticidal soap treatment of parasitized aphids on the tibia length of adults or number of eggs of females *A. colemani*. Body size is proportional to fecundity in Aphidiidae and it has often been shown that it varies in a positive way with fitness.²¹ Indeed, larger *Aphaereta minuta* Nees (Hymenoptera: Braconidae) were found to have more eggs available, have larger eggs, live longer and have a higher searching efficiency within patches than small females.²² Because our insecticidal soap did not affect the size or fitness of parasitoids that survived in treated aphids we can assume that the capacity of these adult parasitoids to search for their hosts was not impaired.

These results suggest that insecticidal soap could be used a few days after adult wasps presence since adults are susceptible to soap. That way, it would not affect immature wasps in their transformation and so its control value.

4.6.3 - Sub-lethal effect of insecticidal soap on host acceptance by adult wasps

Host acceptance and oviposition are triggered by a variety of chemical, visual and tactile cues after the location of a host plant.²³ Host evaluation behaviour has various components and may involve an assessment of visual and chemical cues, both before and during attack. Three distinct steps are recognized in this process: host recognition, attack, and host acceptance. Aphids may be recognized visually or by antennal contact, whereupon searching behaviour ceases and changes to behaviours directed at assessing potential host suitability. An attack may result either in host acceptance (egg release) or rejection.²⁴ Mainly short-range kairomones, for instance aphid pheromone, would start host recognition process.²⁵ Indeed, the parasitoid *A. nigripes* uses aphid honeydew as a source of contact kairomones to locate hosts. This parasitoid searched for hosts for a longer period of time on infested plants than on uninfested plants because aphids had contaminated the plants with materials which stimulate searching.²⁶ The fact that the aphids were treated with an insecticidal soap did affect the host acceptance process since fewer eggs were released in treated aphids than in the control. Probably the ovipositor of the wasp detected the soap when inserted in the aphid and so the wasp chooses not to oviposit in treated aphid. In this study the soap was applied four hours before the experiment and we speculate that as soon as the aphid would molt, the wasp would accept these aphids.

We conclude that insecticidal soap in direct contact with parasitoid is toxic to *A. colemani*. The rate we used for the green peach aphids would cause an important mortality of adult *A. colemani* and this insecticidal soap appears not to be quite compatible with the use of parasitoids in an IPM programme. The best way would be

to release wasps a day or two after soap applications since aphids will have time to molt and the benefecials will not be disturbed by the soap. Since our insecticidal soap does not have the same toxicity for aphids and for parasitoids, its biorational definition appears not applicable. A biorational insecticide could be innocuous for some natural enemies or some instars, but toxic for others. The biorational nature of soaps depends on its timing of application, and on the crop and the pest on which it is used. To optimize the insecticidal soap efficacy and to integrate it into IPM, it is necessary to know the instars of the pest that need to be killed and to understand the biology of the natural enemies that will be used.²⁷ Further work, conducted under greenhouse or field conditions, is required to assess more precisely the most effective rate, timing of application and concentrations of insecticidal soap that should be used under these conditions against aphids and with the use of *A. colemani*.

4.7 – Acknowledgments

We thank Tiphaine Chevalier for her assistance. We also thank all Guy Boivin team for their time and their good advices. We express our appreciation to PronateX Inc. for providing the insecticidal soap and to Koppert, the Netherlands, for providing *Aphidius colemani*. This is contribution XXX of the HRDC, Agriculture et Agroalimentaire Canada, St-Jean-sur-Richelieu, Québec, Canada

4.8 – References

- 1 van Lenteren JC and Woets J, Biological and integrated pest control in greenhouses. *Annu Rev Entomol* **33**:239-269 (1988).

- 2 Miller F and Uetz S, Evaluating biorational pesticides for controlling arthropod pests and their phytotoxic effects on greenhouse crops. *HortTechnology* **8**:185-192 (1998).

- 3 Djerassi C, Shih-Coleman C and Diekman J, Insect control of the future: Operational and policy aspects. *Science* **186**:596-607 (1974).

- 4 van der Meulen PA and van Leeuwen ER, A study of the insecticidal properties of soap against the Japanese beetle. *J Econ Entomol* **22**:812-814 (1929).

- 5 Bostanian NJ and Akalach M, The contact toxicity of indoxacarb and five other insecticides to *Orius insidiosus* (Hemiptera: Anthocoridae) and *Aphidius colemani* (Hymenoptera: Braconidae), beneficials used in the greenhouse industry. *Pest Manag Sci* **60**:1231-1236 (2004)

- 6 Javed MA and Matthews GA, Bioresidual and integrated pest management status of a biorational agent and a novel insecticide against whitefly and its key parasitoids. *Internat J Pest Manag* **48**:13-17 (2002).

- 7 Jepson PC, The temporal and spatial dynamics of pesticide side-effects on non-target invertebrates, in *Pesticides and non target invertebrates*, ed. by PC Jepson, Intercept, Wimborn, UK, pp. 95-127 (1989).

8 Philogène BJR, Regnault C and Vincent C, Produits phytosanitaires insecticides d'origine végétale: promesses d'hier et d'aujourd'hui, in *Biopesticides d'origine végétale*, ed. by Philogène BJR, Regnault C and Vincent C, Éditions TEC & DOC, Lavoisier, Paris, pp. 1-17 (2002).

9 Fukami J-I, Shishido T, Fukunaga K, and Casida JE, Oxidative metabolism of rotenone in mammals, fish, and insects and its relation to selective toxicity. *J Agric Food Chem* **17**:1217-1226 (1969).

10 Edelson JV, Duthie J and Roberts W, Toxicity of biorational insecticides: activity against the green peach aphid, *Myzus persicae*. *Pest Manag Sci* **58**:255-260 (2002).

11 Henn T and Weinzierl R, Botanical insecticides and insecticidal soaps. Alternatives in insect management, *Office of Agricultural Entomology*. University of Illinois at Urbana-Champaign, College of Agriculture, Cooperative Extension Service, in cooperation with the Illinois Natural History Survey. **Circular 1296** (1989)

12 Copping LG (ed), Natural Products, in *The Manual of Biocontrol Agents. A World Compendium, 3rd edition of The Biopesticide Manual*, ed. by The British Crop Protection Council, Surrey, UK, pp. 173-261 (2004).

13 Koehler CS, Barclay LW and Kretchun TM, Pests in the home garden. Soaps as insecticides. *Calif Agric* **September/October**: 11-13 (1983).

14 Bentz J and Neal JW Jr, Effect of a natural insecticide from *Nicotiana glauca* on the whitefly parasitoid *Encarsia formosa* (Hymenoptera: Aphelinidae). *J Econ Entomol* **88**:1611-1615 (1995).

15 Zanno PR, Miura I, Nakanishi K and Elder DL, Structure of insect phagorepellent azadirachtin. Application of PRTF/IWD carbon-13 nuclear magnetic resonance. *J Am Chem Soc* **97**:1975-1977 (1975).

16 Hofsvang T and Hagvar EB, Larval morphology and development of *Aphidius colemani* Viereck and *Ephedrus cerasicola* Stary (Hym., Aphidiidae). *Norw J Entomol* **25**: 1-8 (1978).

17 Abbott WS, A method of computing the effectiveness of an insecticide. *J Econ Entomol* **18**:265-267 (1925).

18 LeOra Software, *POLO-PC. A User's Manual for Probit or Logit Analysis*, Berkeley, California, USA (1987).

19 SAS Institute, *JMP IN software*, version 5, SAS Institute, Cary, North Carolina, USA (2002).

20 Sequeira R and Mackauer M, The nutritional ecology of a parasitic wasp, *Ephedrus californicus* Baker (Hymenoptera : Aphidiidae). *Can Entomol* **125**: 423-430 (1993).

21 Roitberg BD, Boivin G and Vet LEM, Fitness, parasitoids, and biological control: an opinion. *Can Entomol* **133**: 429-438 (2001).

22 Visser ME, The importance of being large: the relationship between size and fitness in females of the parasitoid *Aphaereta minuta* (Hymenoptera : Braconidae). *J Anim Ecol* **63**: 963-978 (1994).

- 23 Mackauer M, Michaud JP and Völkl W, Host choice by aphidiid parasitoids (Hymenoptera: Aphidiidae): host recognition, host quality, and host value. *Can Entomol* **128**: 959-980 (1996).
- 24 Michaud JP and Mackauer M, The use of visual cues in host evaluation by aphidiid wasps. I. Comparison between three *Aphidius* parasitoids of the pea aphid. *Entomol Exp Appl* **70**: 273-283(1994)
- 25 Battaglia D, Pennacchio F, Marincola G and Transfaglia A, Cornicle secretion of *Acyrtosiphon pisum* (Homoptera: Aphididae) as a contact kairomone for the parasitoid *Aphidius ervi* (Hymenoptera: Braconidae). *Europ J Entomol* **90**: 423-428 (1993)
- 26 Bouchard Y and Cloutier C, Honeydew as a source of host-searching kairomones for the aphid parasitoid *Aphidius nigripes* (Hymenoptera: Aphidiidae). *Canad J Zool* **62**:1513-1520 (1984).
- 27 Schuster DJ and Stansly PA, Biorational insecticides for Integrated Pest Management in tomatoes. Document ENY-684. Entomology and Nematology Department, Florida Cooperative Extension Service, Institute of Food and Agriculture Sciences, University of Florida. (WWW document). URL <http://edis.ifas.ufl.edu> (2005).

Figure 4.1. Mean percentages (\pm S.E.) mortality of *A. colemani*, 24h after topical application of different soap concentrations (n= 4, 22 to 52 wasps per concentration).

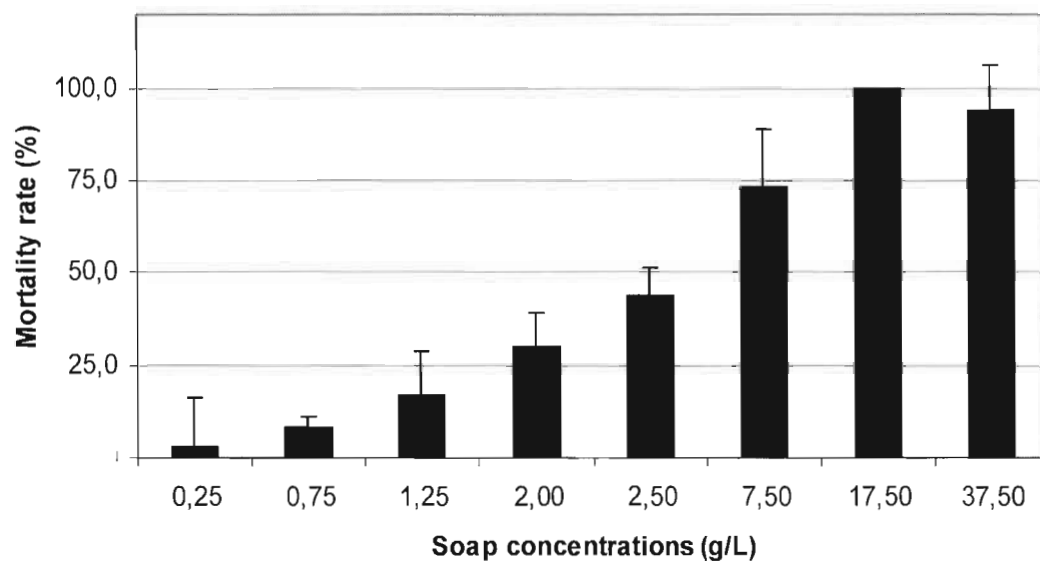


Figure 4.2 – Emergence rate, tibia length and number of mature eggs per female of adult *A. colemani* that emerged from LC₅₀ treated or control third to fourth instars aphids (n=2, 8 to 35 mummies per treatment).

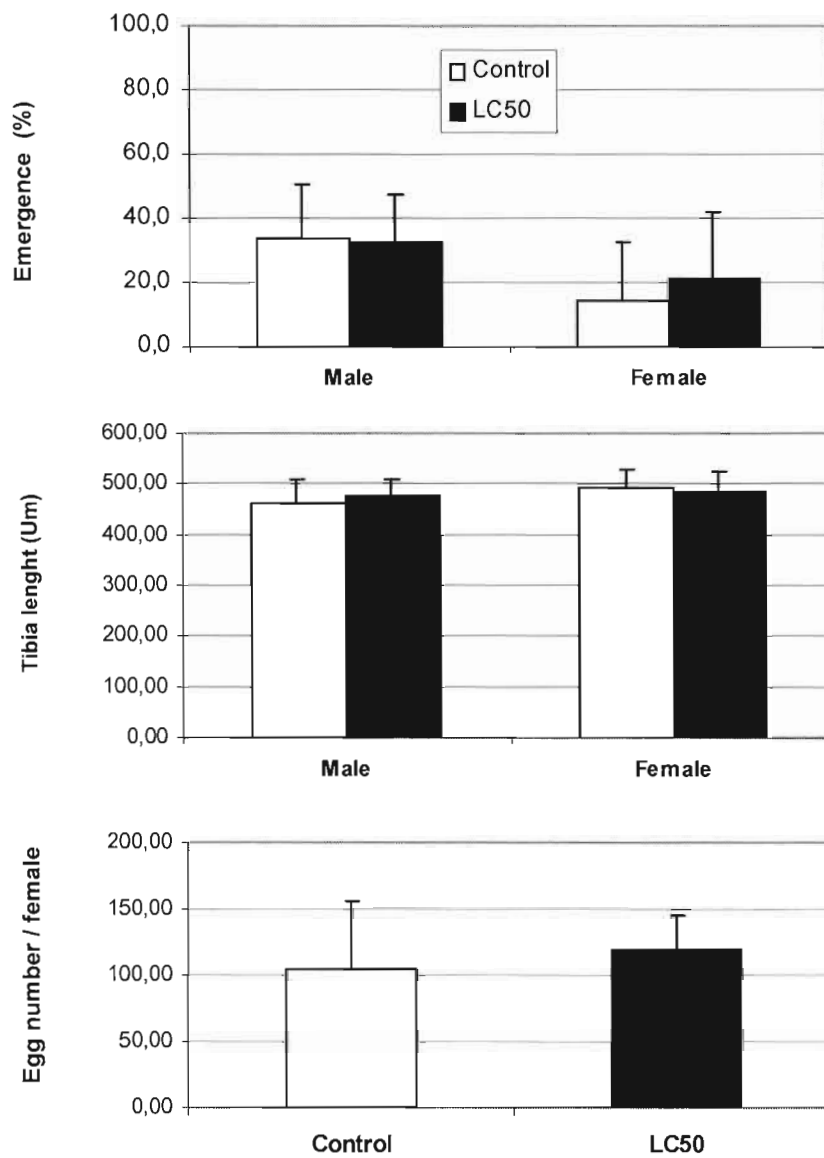


Table 4.2. Behavioural responses of *A. colemani* towards control or LC₅₀ treated third instar *M. persicae*.

Treatments	n	Number of antennal contact (s) Mean \pm SE	Number of attacks Mean \pm SE	Number of successful attacks Mean \pm SE
Control	10	13.1 \pm 3.1 a	7.2 \pm 6.9 a	2.0 \pm 0.9 a
LC ₅₀	10	9.3 \pm 5.2 a	1.8 \pm 3.3 a	0.2 \pm 0.4 b
		NS	NS	P < 0.05

Means in each column followed by a different letter are significantly different at the level indicated according to the Student t-test at P=0.05.

5 – DISCUSSION GÉNÉRALE

En ce début de XXI^e siècle, les choix de société se posant aujourd'hui à l'ensemble de notre planète, par exemple le développement durable, rendent à nouveau d'actualité l'usage d'extraits de plantes ayant des propriétés insecticides (Philogène *et al.*, 2002). Il a été démontré au cours du siècle dernier que les extraits de certaines plantes, les huiles minérales ainsi que les détergents et les savons, ont un potentiel insecticide sur les ravageurs (van der Meulen et van Leeuwen, 1929). Cette génération de biopesticides d'origine végétale a une action plus lente ou a plus d'effets sub-létaux ce qui s'avère approprié à la lutte phytosanitaire d'aujourd'hui (Philogène *et al.*, 2002).

Le but du premier chapitre de ce mémoire était d'étudier en laboratoire les effets d'un savon insecticide, produit par la compagnie PronateX Inc, sur la survie, le taux de développement et la fécondité journalière du puceron vert du pêcher, *Myzus persicae* (Sulzer). La concentration de savon causant 100% de mortalité 24h après le traitement chez tous les stades du puceron était de 37.5 g/L. La concentration létale causant 50% de mortalité dans la population (CL₅₀) était de 1.50, 3.25 and 5.50 g/L pour les jeunes larves, les vieilles larves et les adultes respectivement. Les pucerons qui ont survécu à leur CL₅₀ n'ont pas vécu aussi longtemps que les témoins traités à l'eau distillée. De plus, les larves exposées au savon n'ont pas eu un taux de développement significativement différent des témoins et la fécondité des adultes n'était pas significativement différente des témoins.. Ces résultats suggèrent que ce savon insecticide pourrait être une bonne façon de contrôler les pucerons puisqu'il est toxique pour *M. persicae*, même s'il n'a pas eu d'effets sub-létaux sur ce dernier. En effet, plusieurs auteurs ont eu besoin de concentrations de savon insecticide de deux à six fois plus grandes pour contrôler *M. persicae* (Fournier et Brodeur, 2000; Edelson *et al.*, 2002). Notre étude démontre que les pucerons qui ont survécu au savon se développeront normalement par la suite. Il faudra donc appliquer le savon insecticide

de nouveau pour contrôler ces survivants ou appliquer une concentration plus élevée de savon pour contrôler tous les stades du puceron présents sur la plante.

Le but du deuxième chapitre de ce mémoire était de déterminer les effets du même savon insecticide sur la survie (% émergence des guêpes), sur la taille (longueur des tibias) et sur le nombre d'œufs matures présents par femelle, ainsi que sur le comportement d'acceptation de l'hôte traité au savon, de la guêpe parasitoïde, *Aphidius colemani* Viereck, en laboratoire. La concentration de savon causant 100% de mortalité 24h après le traitement chez les adultes de la guêpe était de 17.5 g/L. La concentration létale causant 50% de mortalité dans la population (CL_{50}) était de 2.75 g/L. La survie, la longueur des tibias ainsi que le nombre d'œufs présents par femelle émergeant de pucerons infestés et traités au savon n'ont pas été affectés par le savon insecticide. Le comportement des guêpes mises en contact avec des pucerons traités n'a pas été modifié par le savon au niveau du contact antennaire et de l'attaque par rapport aux témoins traités à l'eau distillée. Par contre, les guêpes ont significativement moins pondus dans les pucerons traités au savon que dans les pucerons témoins traités à l'eau.

Les résultats du deuxième chapitre suggèrent que le savon insecticide est toxique pour les guêpes parasitoïdes ce qui implique que le savon ne peut être utilisé au même moment que *A. colemani*. De plus, même si les guêpes se sont développées normalement dans les pucerons parasités et traités, le savon a eu un impact sur les parasitoïdes puisque les guêpes ont pondu moins d'œufs dans des pucerons traités qui ont survécu au savon. Si des parasitoïdes sont relâchés quelques heures après le traitement des pucerons au savon insecticide, nous nous attendons à ce que les guêpes acceptent dans une moindre proportion les pucerons ayant survécu au traitement. Les programmes de lutte biologique peuvent donc être améliorés par des applications de savon insecticide si ces dernières sont faites une journée avant le relâcher de parasitoïdes en serre. Ceci éviterait le contact des parasitoïdes avec le savon et

permettrait aux pucerons traités de muer. Les parasitoïdes pourront ainsi pondre dans les pucerons qui auront survécus au savon ce qui augmentera le contrôle du puceron. Donc, d'un point de vue appliqué, les serriculteurs pourront utiliser conjointement ce savon insecticide et relâcher des parasitoïdes dans leurs serres infestées de pucerons au moins une journée après l'application de savon insecticide. L'évaluation des effets directs et indirects de savon insecticide de PronateX Inc. sur *A. colemani* a ainsi permis la maximisation de la lutte intégrée contre *M. persicae*.

Comme mentionné plus tôt, les sels de potassium, ou les savons, ont été identifiés depuis longtemps comme insecticides de contact (van der Meulen and van Leeuwen 1929) et sont considérés comme des pesticides « biocompatibles » (Edelson *et al.* 2002). Ce terme décrit tout type d'insecticide étant actif contre une population de ravageur mais relativement inoffensif pour les insectes bénéfiques (Djerassi *et al.* 1974). Le savon insecticide utilisé au cours de cette étude n'a pas une toxicité similaire pour les parasitoïdes et les pucerons, mais puisque qu'il ne sera pas utilisé en même temps que les guêpes, ceci ne remet pas en cause la définition d'insecticide biocompatible pour le savon. Un insecticide biocompatible peut être inoffensif pour certains ennemis naturels ou certains stades, mais toxique pour certains autres. Par exemple, la plus faible concentration de savon insecticide Safer's efficace contre les adultes du tétranyque à deux points *Tetranychus urticae* Koch (12.5 g/L), a causé 100% de mortalité chez l'acarien prédateur, *Phytoseiulus persimilis* Athias-Henriot, dans un bioessai de contact en laboratoire (Osborne et Pettitt 1985), et le savon insecticide M-Pede™ a été rapporté hautement toxique pour les larves de coccinelles (Liu et Stansly 1996). La toxicité des savons insecticides dépend aussi de leur moment d'application. Lorsque les savons sont encore humides, ces derniers sont plus toxiques que lorsque secs (Javed et Matthews 2002). La nature biocompatible des savons dépend donc du temps d'application, de la culture et du ravageur sur lesquels ils sont utilisés. Pour maximiser l'efficacité de ces produits et pour intégrer

le contrôle biologique en lutte intégrée, il est essentiel de connaître les stades visés du ravageur ainsi que la biologie de l'ennemi naturel qui sera utilisé (Schuster et Stransly 2005).

Les savons insecticides acceptés en agriculture biologique au Québec sont le Safer's (Woodstream Canada corp.) et le Savon insecticide Terre Verte (NuGro) (Duval 2003). Le savon insecticide de PronateX Inc. utilisé pour cette étude est en attente d'homologation au Canada. Comme peu de produits sont disponibles sur le marché pour le contrôle des ravageurs en agriculture biologique, il s'avère intéressant de voir qu'il existe des produits efficaces contre ces derniers. Un équilibre doit tout de même être atteint au niveau de la population des ravageurs qui ne pourra pas être totalement éradiquée par ces méthodes de lutte.

6 – BIBLIOGRAPHIE GÉNÉRALE

Anonymous. 2001. Woodstream Canada. (WWW document). URL <http://www.victorpest.com/canada/>

Anonymous. 2004. “Réévaluation des sels de savons. Projet d’acceptabilité d’homologation continue”. PACR2004-04. Agence de réglementation de la lutte antiparasitaire. Numéro de catalogue : H113-18/2004-4F (H113-18/2004-4F-PDF). (WWW document). URL <http://www.pmra-arla.gc.ca/francais/pdf/pacr/pacr2004-04-f.pdf>

Bartlett, B.R. 1963. “The contact toxicity of some pesticides residues to hymenopterous parasites and coccinellid predators”. *Journal of Economical Entomology*, vol. 56, p. 694-698.

Bentz, J. et J.W. Neal Jr. 1995. “Effect of a natural insecticide from *Nicotiana glauca* on the whitefly parasitoid *Encarsia formosa* (Hymenoptera: Aphelinidae)”. *Journal of Economical Entomology*, vol. 88, p. 1611-1615.

Boivin, G. 2001. Parasitoïdes et lutte biologique: paradigme ou panacée? (WWW document). URL www.vertigo.uqam.ca/vol2no2/art8vol2n2/guy_boivin.html

Bostanian, N. J. et M. Akalach. 2004. “The contact toxicity of indoxacarb and five other insecticides to *Orius insidiosus* (Hemiptera: Anthocoridae) and *Aphidius colemani* (Hymenoptera: Braconidae), beneficials used in the greenhouse industry”. *Pest Management Science*, vol. 60, p. 1231-1236.

Bostanian, N.J., M. Akalach et H. Chiasson. 2005. “Effects of a *Chenopodium*-based botanical insecticide/acaricide on *Orius insidiosus* (Hemiptera: Anthocoridae)

and *Aphidius colemani* (Hymenoptera: Braconidae)”. *Pest Management Science*, vol. 61, p. 979-984.

Bouchard, Y. et C. Cloutier. 1984. “Honeydew as a source of host-searching kairomones for the aphid parasitoid *Aphidius nigripes* (Hymenoptera: Aphidiidae)”. *Canadian Journal of Zoology*, vol. 62, p. 1513-1520.

Charnov, E.L., R.L. Los-den Hartogh, W.T. Jones, et J. van den Assem. 1981. “Sex ratio evolution in a variable environment”. *Nature*, Vol. 289, p. 27-33.

Cloutier, C. et M. Chagnon. 1990. *Modes alternatifs de répression des insectes dans les agro-écosystèmes québécois*. T.3 de *Agents biologiques*. Québec : Ministère de l'Environnement et Centre Québécois de valorisation de la biomasse.

Cloutier, C et C. Cloutier. 1992. “Les solutions biologiques de lutte pour la répression des insectes et acariens ravageurs des cultures”. Dans *La lutte biologique*, sous la dir. de Vincent, C. et D. Coderre, p. 19-88. Boucherville (Qué.) : Gaëtan Morin Éditeur Ltée.

Coderre, D. et C. Vincent. 1992. “La lutte biologique : toile de fond de la situation “. Dans *La lutte biologique*, sous la dir. de Vincent, C. et D. Coderre, p. 3-16. Boucherville (Qué.) : Gaëtan Morin Éditeur Ltée.

Copping, L.G. (éd.). 2004. “Natural products“. Dans: *The manual of biocontrol agents*, 3e édition, p. 173-261. Surrey (UK): The British Crop Protection Council.

CRAAQ. 2001. Traitements de protection des cultures. Répertoire 2001-2002. Centre de Référence en Agriculture et Agroalimentaire du Québec.

Croft, B.A. et W.A. Brown. 1975. "Responses of arthropod natural enemies to insecticides". *Annual Review of Entomology*, vol. 20, p. 285-335.

Devonshire, A.L. 1989. "Resistance of aphids to insecticides". Vol. 2C de *Aphids. Their biology, natural enemies and control*, sous la dir. de A.K. Minks et P. Harrewjin (éd.), p. 123-139. Wageningen (The Netherlands): Elsevier.

Devonshire, A.L. et G.D. Moores. 1982. "A carboxylesterase with broad substrate specificity causes organophosphorus, carbamate and pyrethroid resistance in peach-potato aphid (*Myzus persicae*)". *Pesticide Biochemistry and Physiology*, vol. 18, p.235-246.

Dixon, A.F.G. 1987. "The ways of life of aphids: host specificity, speciation and distribution". Vol. 2A de *Aphids. Their biology, natural enemies and control*, sous la dir. de A.K. Minks et P. Harrewjin (éd.), p. 197-207. Wageningen (The Netherlands): Elsevier.

Djerassi, C., C. Shih-Coleman et J. Diekman. 1974. "Insect control of the future: Operational and policy aspects". *Science*, vol. 186, p. 596-607.

Duval, J. 2003. "Manuel des intrants bio: un recueil des intrants commerciaux autorisés en production végétale biologique et disponibles au Québec". p. 20. Club agro-environnemental Bio-Action, Ministère de l'Agriculture, des Pêcheries et de l'Alimentation du Québec. Montréal, Québec.

Edelson, J.V., J. Duthie et W. Roberts. 2002. "Toxicity of biorational insecticides: activity against the green peach aphid, *Myzus persicae*". *Pest Management Science*, vol. 58, p. 255-260.

Edelson, J.V., J.J. Magaro et H. Browning. 1993. "Control of insect pests on broccoli in southern Texas: a comparison between synthetic organic insecticides and biorational treatments". *Journal of Entomological Science*, vol. 28, p. 191-196.

Elliott, N.C., B.W. French, J.D. Burd, S.D. Kindler, et D.K. Reed. 1994. "Parasitism, adult emergence, sex ratio, and size of *Aphidius colemani* (Hymenoptera: Aphidiidae) on several aphid species". *The Great Lake Entomologist*, vol. 27, p. 137-142.

Encyclopedia of entomology, éd. 2004. vol. 2. Sous "Fitness". J. Capinera (éd.). Dordrecht (Boston): Kluwer Academic.

Gilkeson, L.A. 1994. "Maladies et ravageurs des cultures protégées: Poivron de serre : Puceron vert du pêcher". Dans: *Maladies et ravageurs des cultures légumières au Canada*, p. 370-371. Canada : La Société Canadienne de Phytopathologie et La Société d'Entomologie du Canada.

Gillespie, D.R.; J.L. Shipp; D.A. Raworth et R.G. Foottit. 2002. "Chapter 9: *Aphis gossypii* Glover, Melon/Cotton Aphid, *Aulacorthum solani* (Daltenbach), Foxglove Aphid, *Macrosiphum euphorbiae* (Thomas), Potato Aphid, and *Myzus persicae* (Sulzer), Green Peach Aphid (Homoptera: Aphididae)". Dans: *Biological control programmes in Canada, 1981-2000*, p.44-49. P.G. Mason et J.T. Huber (éd.). Wallingford (Oxon): CABI Publishing.

Godfray, H.C.J. 1994. *Parasitoids. Behavioral and evolutionary ecology*. Princeton (N.J.): Princeton University Press, 473 p.

Guerrieri, E., G.M. Poppy, W. Powell, E. Tremblay et F. Pennacchio. 1999. "Induction and systemic release of herbivore-induced plant volatiles mediating in-

flight orientation of *Aphidius ervi*". *Journal of Chemical Ecology*, vol. 25, p. 1247-1261.

Han, B. et Z. Chen. 2002. "Behavioral and electrophysiological responses of natural enemies to synomones from tea shoots and kairomones from tea aphids, *Toxoptera aurantii*". *Earth and Environmental Science*, vol. 28, p. 2203-2209.

Henn, T. et R. Weinzierl. 1989. Botanical insecticides and insecticidal soaps. Alternatives in insect management. Office of Agricultural Entomology. University of Illinois at Urbana-Champaign, College of Agriculture, Cooperative Extension Service, in cooperation with the Illinois Natural History Survey. Circular 1296.

Javed, M.A. et G.A. Matthews. 2002. "Bioresidual and integrated pest management status of a biorational agent and a novel insecticide against whitefly and its key parasitoids". *International Journal of Pest Management*, vol. 48, p. 13-17.

Klingauf, F.A. 1987. "Host plant finding and acceptance". Vol. 2A de *Aphids. Their biology, natural enemies and control*. p. 209-220. Wageningen (The Netherlands): A.K. Minks and P. Harrewjin (éd.)

Koehler, C.S., L.W. Barclay, et T.M. Kretchun. 1983. "Soaps as insecticides". *California Agriculture*, vol. 37, p. 11-12.

Liu, T.X. et P.A. Stansly. 1995. "Toxicity and repellency of some biorational insecticides to *Bemisia argentifolii* on tomato plants". *Entomologia Experimentalis et Applicata*, vol. 74, p. 137-143.

Liu, T.X. et P.A. Stansly. 1996. "Toxicological effects of selected insecticides on *Nephaspis oculatus* (Col.: Coccinellidae), a predator of *Bemisia argentifolii* (Hom.: Aleyrodidae)". *Journal of Applied Entomology*, vol. 120, p. 369-373.

Liu, T.X. et P.A. Stansly. 2000. "Insecticidal activity of surfactants and oils against silverleaf whitefly (*Bemisia argentifolii*) nymphs (Homoptera: Aleyrodidae) on collards and tomato". *Pest Management Science*, vol. 56, p. 861-866.

Mackauer, M., J.P. Michaud et W. Völkl. 1996. "Host choice by aphidiid parasitoids (Hymenoptera: Aphidiidae): host recognition, host quality, and host value". *The Canadian Entomologist*, vol.128, p. 959-980.

Miller, F. et S. Uetz. 1998. "Evaluating biorational pesticides for controlling arthropod pests and their phytotoxic effects on greenhouse crops". *HortTechnology*, vol. 8, p. 185-192.

Nordlund, D.A. 1996. "Biological control, integrated pest management and conceptual models". *Biocontrol News and Information*, vol. 17, no 2, p. 35-44.

Osborne, L.S. et F.L. Petitt. 1985. "Insecticidal soap and the predatory mite, *Phytoseiulus persimilis* (Acari: Phytoseiidae), used in management of the twospotted spider mite (Acari: Tetranychidae) on greenhouse grown foliage plants". *Journal of Economic Entomology*, vol. 78, p. 687-691.

Philogène, B.J.R., C. Regnault et C. Vincent. 2002. "Produits phytosanitaires insecticides d'origine végétale: promesses d'hier et d'aujourd'hui". Dans : *Biopesticides d'origine végétale*, p. 1-17. Philogène, B.J.R., C. Regnault et C. Vincent (éd.). Paris : Lavoisier.

Quicke, D.L.J. 1997. *Parasitic wasps*. London: Chapman et Hall, 470 p.

Reuter, L. L., N.C. Toscano et T.M. Perring. 1993. "Modification of feeding behavior of *Myzus persicae* (Homoptera: Aphididae) by selected compounds". *Environmental Entomology*, vol. 22, p. 915-919.

Richard, C. et G. Boivin. 1994. "Maladies et ravageurs des cultures de plein champ: Pomme de terre". Dans: *Maladies et ravageurs des cultures légumières au Canada*, p. 245-290. Canada : La Société Canadienne de Phytopathologie et La Société d'Entomologie du Canada.

Roitberg, B. D., G. Boivin et L.E.M. Vet. 2001. "Fitness, parasitoids, and biological control: an opinion". *The Canadian Entomologist*, vol. 133, p. 429-438.

Schuster, D.J. et P.A. Stansly. 2005. Biorational insecticides for Integrated Pest Management in tomatoes. Document ENY-684. Entomology and Nematology Department, Florida Cooperative Extension Service, Institute of Food and Agriculture Sciences, University of Florida. (WWW document). URL <http://edis.ifas.ufl.edu>

Sequeira, R. et M. Mackauer. 1993. "The nutritional ecology of a parasitic wasp, *Ephedrus californicus* Baker (Hymenoptera : Aphidiidae)". *The Canadian Entomologist*, vol.125, p. 423-430.

Stadler, B. et W. Völkl. 1991. "Foraging patterns of two aphid parasitoids, *Lysiphlebus testaceipes* and *Aphidius colemani* on banana". *Entomologia Experimentalis et Applicata*, vol. 58, p. 221-229.

Stansly, P.A. et T.-X. Liu. 1997. "Selectivity of insecticides to *Encarsia pergandiella* (Hymenoptera: Aphelinidae), an endoparasitoid of *Bemisia argentifolii* (Hemiptera: Aleyrodidae)". *Bulletin of Entomological Research*, vol. 87, p. 525-531.

Stark, J. et U. Wennergren. 1995. "Can population effects of pesticides be predicted from demographic toxicological studies?" *Journal of Economic Entomology*, vol. 88, p. 1089-1096.

Sтары, P. 1975. "*Aphidius colemani* Viereck: its taxonomy, distribution and host range (Hymenoptera, Aphidiidae)". *Acta Entomologica Bohemoslovaca*, vol. 72, p. 156-163.

Sтары, P. 1988. "Natural enemies: parasites: Aphidiidae". Vol. 2B de *Aphids. Their biology, natural enemies and control*, sous la dir. de A.K. Minks et P. Harrewijn (éd.), p. 717-784. Wageningen (The Netherlands): Elsevier.

Storeck, A., G. M. Poppy, H.F. van Emden et W. Powell. 2000. "The role of plant chemical cues in determining host preference in the generalist aphid parasitoid *Aphidius colemani*". *Entomologia Experimentalis et Applicata*, vol. 97, p. 41-46.

Tremblay, É. et A. Bélanger. 2002. Évaluation des propriétés acaricides, insecticides et fongicides de formulations à base d'extrait de neem sur des arthropodes nuisibles et une maladie fongique, ainsi que de la phytotoxicité de ces formulations sur trois plantes maraîchères et une ornementale. Rapport annuel interne, Agriculture et Agro-alimentaire Canada, St-Jean-sur-Richelieu, Québec.

van den Assem, J., J.J.A van Iersel et Los-Den Hartogh. 1989. "Is being large more important for female than for male parasitic wasps?". *Behaviour*, vol. 108, p. 160-195.

van der Meulen, P.A. et E.R. van Leeuwen. 1929. "A study of the insecticidal properties of soap against the Japanese beetle". *Journal of Economical Entomology*, vol. 22, p. 812-814.

van Driesche, R.G. et T. S. Bellows. 1996. *Biological control*. New York: Chapman et Hall, 539 p.

van Lenteren, J. C. et J. Woets. 1988. "Biological and integrated pest control in greenhouses". *Annual Review of Entomology*, vol. 33, p. 239-69.

van Steenis, M.J. 1995. "Evaluation of four aphidiine parasitoids for biological control of *Aphis gossypii*". *Entomologica Experimentalis et Applicata*, vol. 75, p. 151-157.

van Steenis, M.J. et K.A.H. El-Khawass. 1995. "Behaviour of *Aphidius colemani* searching for *Aphis gossypii*: Functional response and reaction to previously searched aphid colonies". *Biocontrol Science and Technology*, vol. 5, p. 339-347.

Visser, M.E. 1994. "The importance of being large : the relationship between size and fitness in females of the parasitoid *Aphaereta minuta* (Hymenoptera : Braconidae)". *Journal of Animal Ecology*, vol. 63, p. 963-978.

Vinson, S.B. et G.F. Iwantsch. 1980. "Host suitability for insect parasitoides". *Annual Review of Entomology*, vol. 13, p. 215-222.

Völkl, W., D.H. Stechmann et P. Sary. 1990. "Suitability of five species of Aphidiidae (Hymenoptera) for the biological control of the banana aphid *Pentalonia nigronervosa* (Homoptera, Aphididae) in the South Pacific". *Tropical Pest Management*, vol. 36, p. 249-257.

Weinbrenner, M et W. Völkl. 2002. "Oviposition behavior of the aphid parasitoid, *Aphidius ervi*: Are wet aphids recognized as host?". *Entomologia Experimentalis et Applicata*, vol. 103, p. 51-59.

Wennergren, U. et J. Stark. 2000. "Modeling long-term effects of pesticides on populations: Beyond just counting dead animals". *Ecological Applications*, vol. 10, p. 295-302.