

ÉCOLOGIE SAISONNIÈRE D'UNE ESPÈCE DU GENRE *MONOPHADNUS*
(HYMENOPTERA : TENTHREDINIDAE) SUR *HELLEBORUS* SPP. ET TENTATIVE DE
LUTTE BIOLOGIQUE

Lucas MALACARI¹, Gaël PÉTREMAND¹, Bastien COCHARD¹, François LEFORT¹
& Sophie ROCHEFORT^{1*}

¹Institut Terre Nature Environnement (inTNE), hepia, HES-SO//Genève 150 route de Presinge, 1254 Jussy, Suisse
* Auteur pour la correspondance. Tél.: (+41) 22 546 68 07. E-mail: sophie.rochefort@hesge.ch

SUMMARY.— *Seasonal ecology of a species from the genus Monophadnus (Hymenoptera: Tenthredinidae) on Helleborus spp. and biological control tests.*— For several years, an insect species from the genus *Monophadnus* (Hymenoptera, Tenthredinidae: Blennocampinae) has been causing serious damage to *Helleborus* plant collections in the Botanical Conservatory and Garden of Geneva (CJB). This work aimed to identify the seasonal ecology of this species, through insect rearing and observations under *in situ* conditions. Biological control methods were also assayed using strains of the entomopathogenic fungi *Beauveria bassiana* and *Isaria farinosa*, as well as a commercial biological insecticide, the azadirachtin, extracted from *Azadirachta indica* (NeemAzal®T/S). Only the applications of NeemAzal®T/S at 0.5 % concentration and *Isaria farinosa* at 10⁷ spores/ml led to significantly reduce the population of this species of *Monophadnus*, by causing mortality 40 to 50 % higher than in the control.

RÉSUMÉ.— Depuis plusieurs années, un insecte du genre *Monophadnus* (Hymenoptera, Tenthredinidae : Blennocampinae) cause de sérieux dégâts aux collections de plantes du genre *Helleborus* des Conservatoire et Jardin Botaniques de Genève (CJB). Cette étude avait pour objectif de mieux connaître l'écologie saisonnière de cette espèce grâce à la mise en place d'élevages et à des observations *in situ*. Des essais de lutte biologique ont été également menés avec des champignons entomopathogènes des espèces *Beauveria bassiana* et *Isaria farinosa*, ainsi qu'avec un insecticide biologique, l'azadirachtine, extrait d'*Azadirachta indica* (NeemAzal®T/S). Seuls le NeemAzal®T/S à la concentration de 0,5 % et *Isaria farinosa* à 10⁷ spores/ml ont permis de réduire significativement la population de cette espèce de *Monophadnus* provoquant des mortalités de 40 à 50 % plus élevées que dans le procédé témoin.

Les Hyménoptères sont constitués de deux sous-ordres : les Symphytes et les Apocrites. Les Symphytes ou mouches à scie se distinguent des Apocrites (guêpes, abeilles, fourmis) par l'absence de constriction à la base de leur abdomen, leur ovipositeur en forme de dents de scie et l'apparence des larves, semblables à des chenilles de lépidoptères. Les adultes ressemblent davantage à des mouches qu'à des guêpes d'où leur nom de mouches à scie (Berland, 1947). On connaît aujourd'hui 8750 espèces de Symphytes réparties dans le monde entier (Schmidt *et al.*, 2016). Certaines espèces sont d'importants ravageurs et font partie des défoliateurs majeurs des écosystèmes de l'hémisphère Nord (Pschorn-Walcher, 1982 ; Boevé, 2004). En effet, de nombreux dégâts sont causés par certaines espèces en cultures maraîchères, arboricoles, céréalières et ornementales.

En milieu naturel, de nombreux antagonistes régulent les populations de mouches à scie. Au stade larvaire, ce sont des parasitoïdes qui sont leurs principaux ennemis, pouvant attaquer jusqu'à 100 % des larves (Morrill *et al.*, 1998). Au stade de pupe, effectué dans le sol, d'autres insectes prédateurs comme les carabes, mais aussi des rongeurs ou des champignons entomopathogènes participent à la régulation des populations de mouche à scie (Führer *et al.*, 2001).

Dans les systèmes cultivés simplifiés, cette régulation naturelle est insuffisante et de nombreux pesticides de synthèse sont donc utilisés pour réduire les populations de certaines mouches à scie. Aujourd'hui, il devient nécessaire de trouver des moyens de lutte alternatifs plus durables, afin de minimiser les impacts sanitaires et environnementaux.

Les Conservatoire et Jardin Botaniques de Genève (CJB) sont particulièrement infestés depuis plusieurs années par une espèce du genre *Monophadnus* s'attaquant aux cultures d'hellébore (Malacari *et al.*, 2017). La récente reconversion des CJB au label Bourgeon de Bio Suisse ne leur permet plus l'utilisation de pesticides de synthèse, la recherche d'une méthode alternative de lutte est donc impérative pour pérenniser la culture d'hellébore. Malheureusement, la littérature est rare quant à l'écologie des espèces de *Monophadnus* et quasiment inexistante sur la lutte biologique contre ces insectes.

En ce qui concerne l'espèce (ou les espèces) de *Monophadnus* pouvant s'attaquer aux hellébore, une certaine confusion règne depuis longtemps autour de son nom. En effet, cette espèce a historiquement été nommée de trois façons différentes, *longicornis*, *latus* et *monticola*, sans qu'aucun de ces noms ne soit correct. Les termes *longicornis* et *monticola* sont abandonnés pour cette espèce suite à un article de Blank & Taeger (1998) et le terme *latus* est introduit par Lacourt (1999) pour désigner l'espèce d'Europe centrale. Ce nom est à son tour abandonné par Blank *et al.* (2009) et Taeger *et al.* (2010) qui soulignent la possibilité qu'il existe deux espèces inféodées aux hellébore : *M. longicornis auct.* et *M. latus auct.* Ces mêmes auteurs ainsi que Lacourt (comm. pers. 2017) considèrent que l'espèce (ou les espèces) s'attaquant aux hellébore reste(nt) toujours à être décrite(s). Dans cette étude nous considérons donc l'espèce étudiée comme étant proche de *Monophadnus latus sensu* Lacourt, 1999 (Malacari *et al.*, 2017).

Le présent travail rapporte l'étude de l'écologie saisonnière de cette espèce, décrite morphologiquement et génétiquement avec des spécimens voucher MHNG ENTO 9805-9808 (Malacari *et al.*, 2017). Des essais de lutte biologique, représentant un moyen de lutte alternatif, applicable aux CJB ont été réalisés. Pour ce faire, différentes souches de deux espèces de champignons entomopathogènes *Beauveria bassiana* et *Isaria farinosa* ainsi qu'un insecticide biologique, l'azadirachtine, extraite du margousier *Azadirachta indica*, disponible commercialement sous le nom de NeemAzal®T/S, ont été appliqués en conditions d'élevage, sur des larves de *Monophadnus* sp. prélevées aux CJB.

MATÉRIELS ET MÉTHODES

BIOLOGIE ET ÉCOLOGIE SAISONNIÈRE

Afin d'observer le développement de *Monophadnus* sp. voucher MHNG ENTO 9805 en conditions contrôlées, des élevages ont été mis en place en serre à la haute école du paysage, d'ingénierie et d'architecture (hepia), site de Lullier (GE). Trois cages à insectes (BugDorm-43074 Insect Rearing Cage - 32.5x32.5x77cm) ont été utilisées pour suivre le développement sur trois espèces d'hellébore : *H. niger*, *H. foetidus* et *H. orientalis* cultivar 'Anemone Mixed Colours', dont les plantes, de label Bio Suisse, ont été obtenues à la pépinière "lautrejardin" (Cormérod, Suisse). Le 20.III.2015, trois plantes de chaque espèce ont été placées dans les cages avec deux mâles et deux femelles adultes prélevées aux CJB. Cinquante-cinq larves ont également été prélevées entre avril et mai 2015 aux CJB, ainsi que dans les élevages, puis conservées dans des tubes à -20°C, afin de déterminer le nombre de stades larvaires chez cette mouche à scie. Les stades larvaires ont été déterminés par des mesures de la largeur des capsules céphaliques (McClellan & Logan, 1994 ; Boevé, 2004). Les mesures ont été prises à l'endroit le plus large de la capsule céphalique, juste derrière les yeux, grâce à une loupe binoculaire (Motic SMZ-168, Allemagne) associée à une caméra (ZEISS Axiocam® ERc5s ; Allemagne) et à un programme (Axiovision Rel 4.8) muni d'une fonction de mesure. Les tailles mesurées ont ensuite été classées par groupe pour définir le nombre de stades larvaires. Le test de Kruskal-Wallis a été utilisé pour définir une différence statistiquement significative entre les groupes (seuil de confiance à 95 %, $\alpha = 0,05$), à l'aide du logiciel de statistique Minitab® 17.

L'étude du développement de l'espèce a été effectuée aux CJB, par des observations visuelles et grâce à des pièges Rebell Bianco (Andermatt Biocontrol®). Les pièges ont été installés début mars 2015, à une hauteur de 40 cm au-dessus du sol, dans deux massifs du domaine des Rocailles : le massif de collection d'hellébore et le massif des « Plantes Protégées ». Des comptages bihebdomadaires ont été effectués sur les pièges, puis sur toutes les plantes des espèces de *Helleborus* présentes dans le domaine des Rocailles. Etant donné le grand nombre d'individus sur chaque plante, des classes d'infestation leur ont été attribuées (Tab. I).

Les données des classes ont été transformées en nombres, grâce aux moyennes géométriques des classes (Boll & Lapchin, 1997), afin de pouvoir analyser les résultats numériquement. Une mini-sonde météo (Hobo™, France) a été placée dans chaque massif étudié, afin d'enregistrer la température et l'humidité tout au long du suivi. Les relevés de ces sondes, complétés avec les données de la station météorologique de Cointrin (Suisse) depuis le 1.I.2015, ont permis d'estimer à

quelles sommes de degrés-jours les différents stades larvaires sont susceptibles d'être observés. Le calcul se base sur les minima et maxima journaliers selon la formule : $DJ = ([T_{max} + T_{min}] / 2) - T_{seuil}$ (Pruess, 1983 ; Derron & Goy, 2006). La température-seuil choisie est de 6°C, car l'insecte apparaît relativement tôt dans la saison. Les degrés-jours sont cumulés du 1^{er} janvier jusqu'à la date d'apparition des premières larves de chaque stade. Cela permet de déterminer les sommes de degrés-jours nécessaires à l'observation de chaque stade larvaire.

TABLEAU I

Classes d'infestations utilisées suite aux observations de *Monophadnus sp.* voucher MHNG ENTO 9805 sur les plantes d'hellébore

Classe	1	2	3	4	5	6	7
Individus / plante	0	1 - 10	11 - 50	51 - 100	101 - 200	201 - 500	> 500

LUTTE MICROBIOLOGIQUE

Trois souches du champignon entomopathogène *Beauveria bassiana* (Bb9, Bb2580, ATCC74040) et une souche d'*Isaria farinosa* UASWS1546 de la collection de l'inTNE (hepia) ont été sélectionnées pour cet essai car présentant un fort potentiel de virulence (Lefort *et al.*, 2015). Les repiquages ont été effectués sur du milieu gélosé Sabouraud (Sabouraud agar, 4 % de glucose, Carl Roth GmbH). Les boîtes de Pétri ont été placées dans l'obscurité à température ambiante ($22 \pm 2^\circ\text{C}$), jusqu'à la colonisation complète des boîtes. Des solutions de spores ont ensuite été élaborées et les concentrations, mesurées à l'aide d'une cellule de Thoma, ont été ajustées à 1×10^7 spores/ml pour les traitements. Les traitements ont été effectués par la méthode de trempage du disque des feuilles (\varnothing 23 mm) d'*Helleborus orientalis*, d'après Lefort *et al.* (2015), avec les quatre souches de champignons entomopathogènes ainsi qu'avec le NeemAzal®/S à une concentration de 0,5 % d'azadirachtine. Le traitement témoin était composé d'eau stérile + Tween®20 à 0,04 %. Pour chacune de ces six modalités de traitement, 10 larves de différents stades sélectionnées au hasard ont été utilisées. Chaque modalité a été répétée 10 fois. Cela représente donc 100 larves par modalité et 600 larves au total. Celles-ci ont été prélevées aux CJB le 4.V.2015.



Figure 1.— Dispositif expérimental des essais de lutte biologique en chambre de culture.

Après traitement, les boîtes ont été placées en chambre de culture (Fitotron®, Weiss Technik AG, Modèle : SGR223) (Fig. 1) à une température de $21 \pm 2^\circ\text{C}$ le jour et $18 \pm 2^\circ\text{C}$ la nuit, une photopériode 18:6 (j/n), une humidité relative de 100 % et une intensité lumineuse de $30,2 \mu\text{mol}/\text{cm}^2 \cdot \text{s}$ fournie par des lampes fluorescentes (Philips® MASTER TL-D REFLEX 58W/840 3A). En raison de certaines contraintes, les températures dans la chambre de culture, en particulier la température nocturne, étaient très différentes de celles rencontrées par les larves en conditions naturelles durant les mois de mars et d'avril (température nocturne généralement entre 5 et 10°C), ce qui a permis aux champignons entomopathogènes de se développer plus rapidement que dans des conditions réelles. La mortalité a été relevée après 1, 3, 6 et 10 jours suite au traitement. Pour ce faire, les boîtes de Pétri ont été ouvertes et les larves immobiles ont été stimulées plusieurs fois avec le poil d'un pinceau

afin de déterminer si elles étaient vivantes ou mortes. Elles ont été classées comme mortes lorsqu'aucun mouvement ou enroulement pour protéger leur abdomen ne survenait. Le relevé du 1^{er} jour après les traitements permet de définir le taux de mortalité dû aux manipulations, car les champignons entomopathogènes ne peuvent agir aussi rapidement sur un insecte. Des analyses de la variance (ANOVA), ainsi que des comparaisons multiples avec la méthode de Dunnett ont été effectuées sur les données de mortalité (seuil de confiance à 95 %, $\alpha = 0.05$) (Minitab ® 17).

RÉSULTATS

ÉCOLOGIE SAISONNIÈRE

Biologie de Monophadnus sp. présent aux CJB

Les mesures de largeur des capsules céphaliques démontrent l'existence de cinq stades larvaires (Fig. 2), de tailles statistiquement différentes (Kruskal-Wallis : $p < 0,001$). Le nombre d'individus par stade est respectivement de 7, 11, 3, 10, 24, pour les stades 1 à 5. Les données météorologiques mesurées aux CJB complétées avec les données de la station météorologique de Cointrin ont permis d'estimer à quels degrés-jours (base 6°C) les différents stades larvaires sont susceptibles d'être observés (Tab. II).

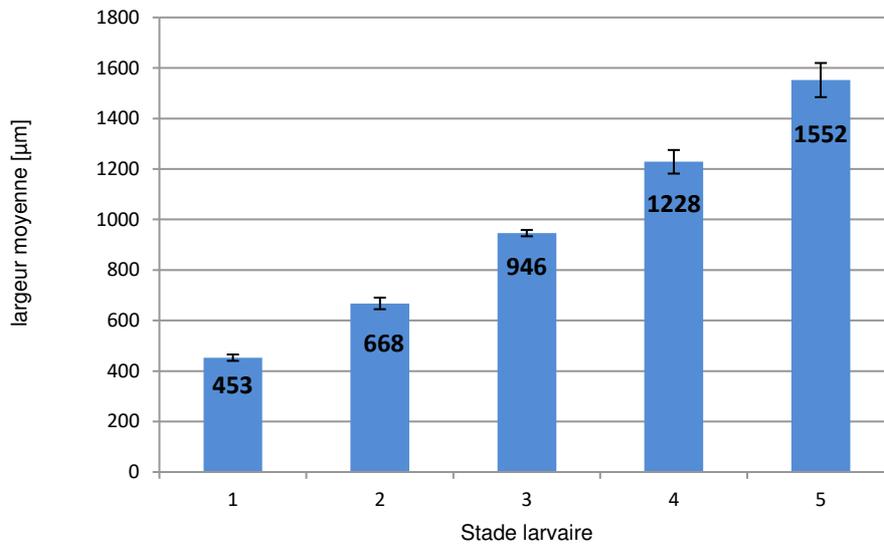


Figure 2.— Différents stades larvaires de *Monophadnus sp.* d'après la largeur de leur capsule céphalique. Les nombres dans les histogrammes indiquent les moyennes des échantillons et les barres représentent les écarts-types.

TABLEAU II

Degrés-jours (base 6°C) nécessaires pour observer chaque stade larvaire de Monophadnus sp. voucher MHNG ENTO 9805

Stade larvaire	1	2	3	4	5
Degrés-jours (base 6°C)	73	122	152	194	219

Les relevés bi-hebdomadaires effectués aux CJB, ainsi que les élevages mis en place, ont également permis l'observation de divers aspects du cycle de vie de *Monophadnus sp.* voucher

MHNG ENTO 9805 (Fig. 3). Les observations effectuées aux CJB ont permis de définir la période de présence des adultes et celle des larves. Les adultes ont été observés les 6.III.2015 et 7.III.2015 et les larves dès le 7.III.2015 jusqu'au 25.V.2015.

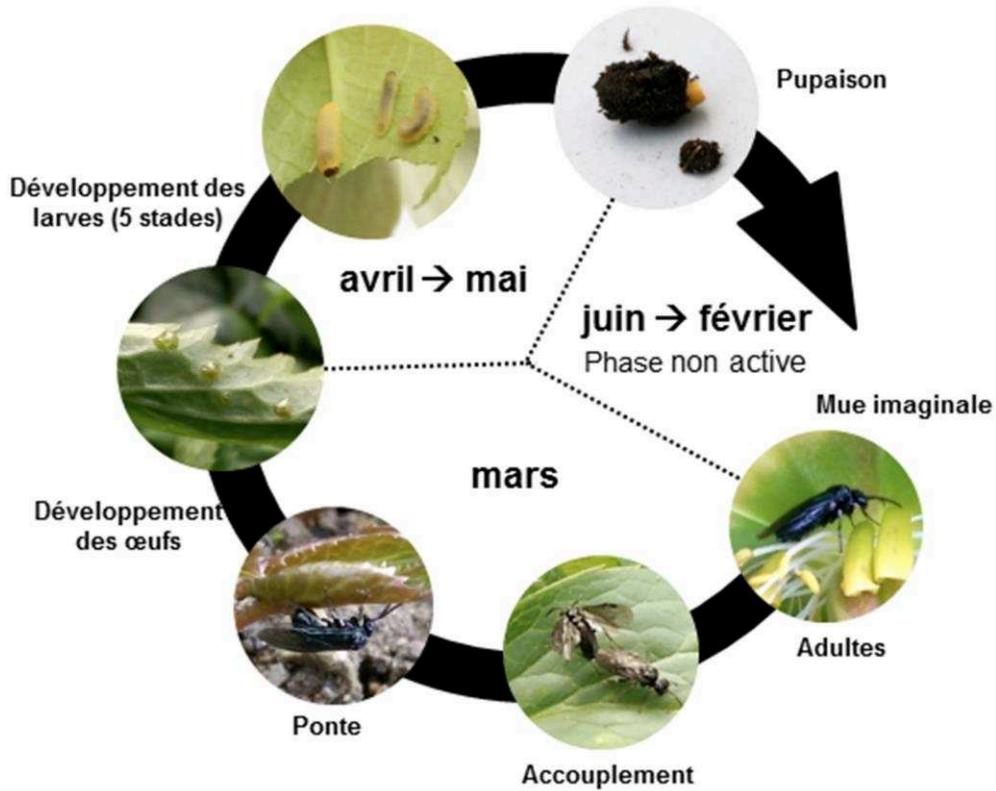


Figure 3.— Cycle de vie de l'espèce *Monophadnus* sp. observée aux CJB (Photos L. Malacari, hepia).

La figure 4 représente la densité moyenne de larves par plante suivant l'espèce d'hellébore et leur emplacement. *Monophadnus* sp. voucher MHNG ENTO 9805 s'attaque à 14 espèces et sous-espèces d'hellébore soit : *H. argutifolius* ; *H. cyclophyllus* ; *H. dumetorum* ssp. *atrorubens* ; *H. foetidus* ; *H. lividus* ; *H. multifidus* ssp. *bocconeï* ; *H. niger* ; *H. odorus* ; *H. orientalis* ; *H. orientalis* ssp. *abchasicus* ; *H. purpurascens* ; *H. torquatus* ; *H. viridis* et *H. viridis* ssp. *occidentalis*. Des différences notables de densité de larves peuvent être observées suivant l'espèce d'hellébore, mais également suivant l'emplacement des plantes-hôtes (Fig. 5). Les hellébore isolés ont été moins attaqués que ceux retrouvés dans le massif de collection, constitué quasiment entièrement d'espèces d'*Helleborus*. Il semble que *H. niger* soit moins attractif que *H. orientalis* et *H. foetidus* puisque les larves, en situation de choix, ont préféré les tiges de *H. foetidus* aux feuilles de *H. niger*. Au sein des élevages, le constat est le même : les larves, placées dans les cages contenant les trois espèces d'hellébore, mangent les feuilles de *H. niger*, mais uniquement lorsque les autres espèces ont été complètement défoliées. De plus, très peu de larves ont survécu sur *H. niger*. D'autres espèces ont également été attaquées sévèrement, telles que *H. cyclophyllus* ou *H. orientalis*.

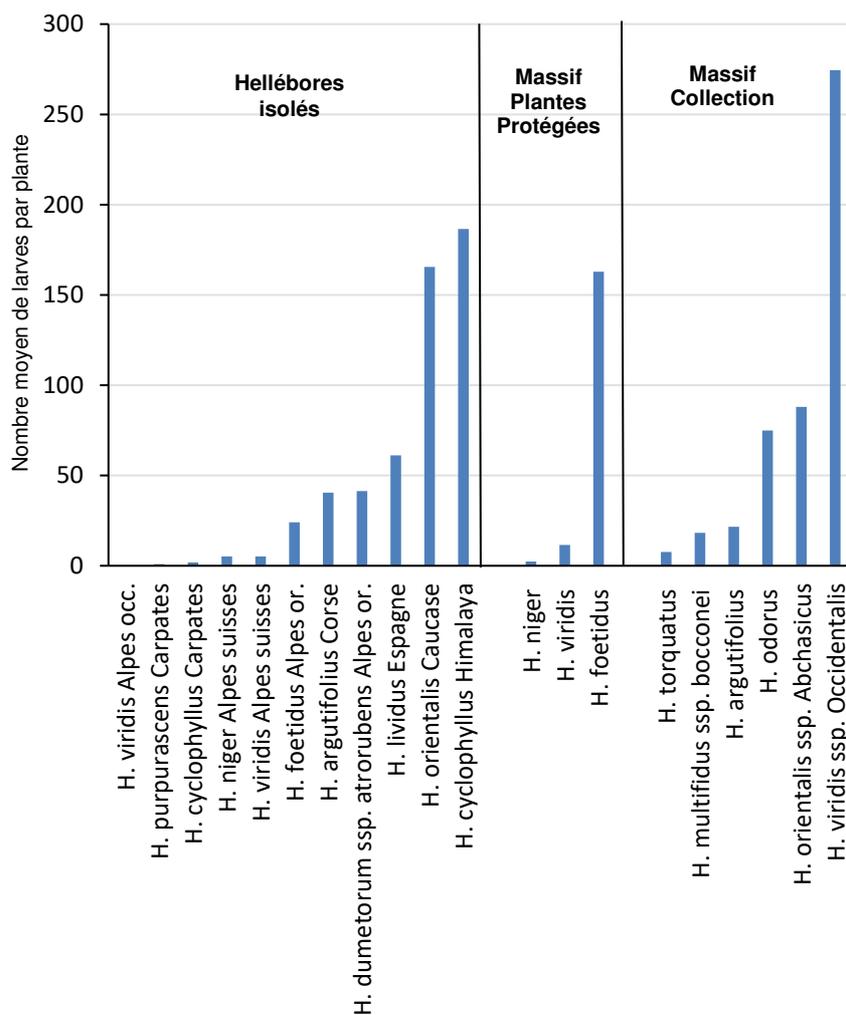


Figure 4.— Densité moyenne de larves de *Monophadnus* sp. par plante suivant les espèce d'hellébore et leur emplacement au CJB.

LUTTE BIOLOGIQUE

La figure 6 représente les taux de mortalité suite aux différents traitements auxquels a été soustrait le taux de mortalité dans le témoin, donc uniquement la mortalité effectivement liée aux traitements. Les résultats des essais de lutte biologique montrent des taux de mortalité moyens très variables selon les traitements (Fig. 6). Trois jours après les traitements, les modalités Bb9, ATCC74040, Bb2580, UASWS1546 et l'azadirachtine ont provoqué respectivement 0, 9, 6, 9, et 47 % de mortalité. Six jours après les traitements, les modalités Bb9, ATCC74040, Bb2580, UASWS1546 et l'azadirachtine ont causé respectivement 8, 15, 30, 42 et 44 % de mortalité. Les écarts-types indiquent une grande variabilité à l'intérieur des traitements. Les différences de mortalité entre les traitements sont statistiquement significatives ; après trois jours (ANOVA ;

$p < 0,001$) et après six jours (ANOVA ; $p < 0,001$). La méthode de Dunnett pour comparaisons multiples a été utilisée pour comparer chaque modalité de traitement avec le témoin. Trois jours après les traitements, seule l'azadirachtine ($p < 0,001$) démontre une mortalité significativement plus élevée que le témoin tandis que, six jours après les traitements, l'azadirachtine ($p = 0,002$) et la souche UASWS1546 ($p = 0,004$) démontrent des mortalités significatives. La méthode de Dunnett permet de déterminer des intervalles de confiance (IC) pour les différences significatives. Trois jours après les traitements (Fig. 6), l'intervalle de confiance à 95 % pour l'azadirachtine moins le témoin est de 0.3128 - 0.5983. En d'autres termes, le vrai taux de mortalité lié au traitement a 95 chances sur 100 de se trouver entre 31,28 % et 59,83 %. Six jours après traitement, l'IC de UASWS1546 moins le témoin est de 0.0996 - 0.6336 et celui de l'azadirachtine moins le témoin de 0.1218 - 0.6558.

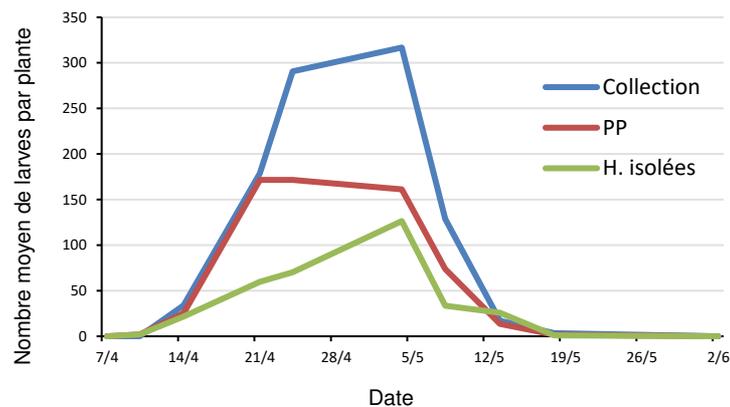


Figure 5.— Évolution de la densité moyenne de larves *Monophadnus* sp. par plante selon l'emplacement (Collection, PP = massif « plantes protégées » et hellébore isolés) aux CJB.

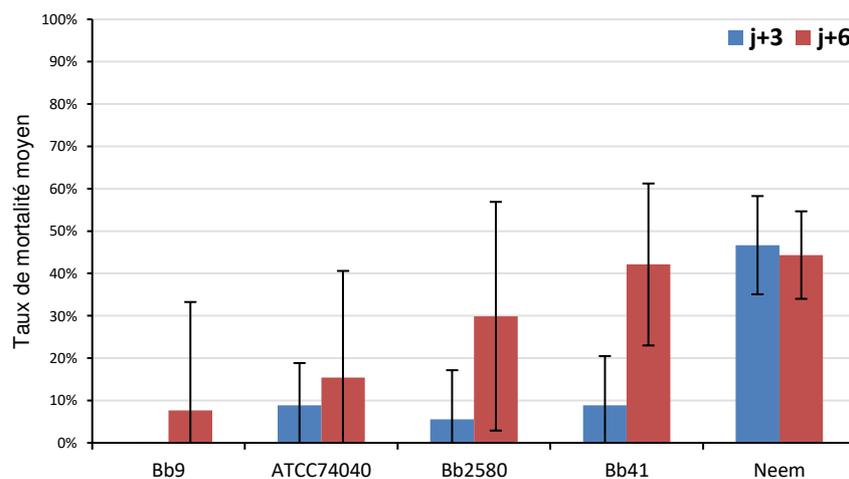


Figure 6.— Taux de mortalité moyens des larves de *Monophadnus* sp. effectivement liés aux traitements. Les résultats ont été corrigés avec le taux de mortalité relevé dans le témoin à j+3 et j+6 respectivement. Les barres représentent l'écart-type.

DISCUSSION

Concernant la controverse sur les espèces d'hellébore attaquées par les espèces du genre *Monophadnus*, la présente étude démontre que cette mouche à scie, identifiée morphologiquement et génétiquement comme appartenant au genre *Monophadnus* et proche de *Monophadnus latus sensu* Lacourt, 1999 (Malacari *et al.*, 2017), attaque plus d'espèces que les trois plantes-hôtes présentes naturellement en Europe et mentionnées par Fenili (1965), Lacourt (1994) et Jahn & Schedl (1992) comme étant attaquées par des larves du genre *Monophadnus*. À noter qu'une quatrième espèce d'hellébore, *H. lividus*, présente uniquement en Corse, a été attaquée par cette espèce de *Monophadnus* alors qu'en Corse aucune espèce de *Monophadnus* n'est pourtant présente. Selon nos observations, *Monophadnus* sp. voucher MHNG ENTO 9805 a attaqué 14 espèces et sous-espèces d'hellébore avec une nette préférence pour *H. foetidus* et *H. viridis*, présentant des densités qui pouvaient atteindre 250 larves par plante.

Il semble que la densité de plantes-hôtes par m² soit l'explication principale de la densité de larves par plante d'hellébore. La densité et la qualité (ex. : teneur en azote) des plantes sont d'ailleurs considérées comme étant des facteurs importants influençant les densités d'insectes herbivores (Stiling & Moon, 2005). En effet, les hellébore isolés ont la plus faible densité moyenne de larves par plante. Viennent ensuite le massif des plantes protégées, qui est constitué pour moitié de plantes d'*Helleborus* spp., puis le massif de collection, constitué presque entièrement d'*Helleborus* spp. et dans lequel la plus haute densité moyenne de larves par plante a été observée.

Concernant le développement de *Monophadnus* sp. voucher MHNG ENTO 9805, les mesures de largeur des capsules céphaliques semblent démontrer que cette espèce possède cinq stades larvaires. Cependant, les prélèvements effectués n'ont pas permis d'avoir un nombre de larves très élevé dans chaque catégorie de taille. En effet, il y a seulement trois larves dans la catégorie [800-1000 µm], ce qui permet difficilement de confirmer statistiquement ce résultat. Selon Boevé (2004), la plupart des espèces de mouches à scie possèdent cinq stades larvaires pour les mâles et six pour les femelles alors que Fenili (1965) mentionne sept stades larvaires. Le nombre de stades larvaires au sein d'une même espèce peut varier en fonction de la température et des ressources alimentaires. Esperk *et al.* (2007) ont même observé, pour *Nematus oligospilus* (*Tenthredinidae*), une mouche à scie s'attaquant aux saules, des variations du nombre de stades larvaires en conditions d'élevage standardisées. Afin de déterminer plus précisément le nombre de stades larvaires chez *Monophadnus* sp. voucher MHNG ENTO 9805, il serait nécessaire d'obtenir des mesures sur un nombre plus élevé d'individus et d'observer le nombre de mues.

Concernant les traitements de lutte biologique effectués, des résultats significatifs ont été obtenus uniquement avec l'azadirachtine et la souche de champignon entomopathogène UASWS1546. L'azadirachtine est fréquemment utilisée en agriculture biologique, car elle a un large spectre d'activité et est homologuée contre une grande variété de ravageurs (pucerons, mouches mineuses, mineuse du marronnier, acariens jaunes, thrips, aleurodes et cicadelles) (Philogène *et al.*, 2008). Elle aurait également un effet sur certaines espèces de *Tenthredinidae* (Wearing *et al.*, 2011). Un autre avantage de l'utilisation de l'azadirachtine réside dans son faible impact sur les abeilles (Akca *et al.*, 2009; Melathopoulos *et al.*, 2000). Par exemple, il n'y aurait pas d'effet sur leur reproduction et ce même à une dose de 6 L/ha, dose supérieure à la dose recommandée par le fournisseur. La souche d'*Isaria farinosa* UASWS1546 a un potentiel insecticide équivalent à l'azadirachtine six jours après le traitement. L'azadirachtine a certes un impact plus rapide (trois jours après traitement), mais l'intérêt d'utiliser un champignon entomopathogène est sa capacité à coloniser les larves n'ayant pas reçu le traitement, en se développant sur les larves mortes et en persistant sur les plantes traitées. Un autre avantage de l'utilisation d'un champignon entomopathogène est que plusieurs genres tels que *Beauveria*, *Metarhizium*, *Isaria* ou *Verticillium* attaquent également les pré-pupes durant leur phase hivernante, présentant ainsi un intérêt certain

dans la lutte contre les mouches à scie dont le stade nymphal s'effectue dans le sol (Führer *et al.*, 2001).

Toutefois, la souche UASWS1546 de la collection de l'InTNE n'étant pas homologuée, seul l'azadirachtine pourra actuellement être utilisé aux CJB contre *Monophadnus* sp. voucher MHNG ENTO 9805.

Pour obtenir des résultats plus probants, des essais de lutte biologique sous des conditions climatiques plus fidèles à celles rencontrées dans la nature devront être réalisés. De plus, ces essais pourraient être effectués indépendamment aux différents stades larvaires et au stade pupal pour, le cas échéant, cibler une période optimale de traitement de lutte.

La recherche de moyens de lutte biologique à base de champignons entomopathogènes constitue une alternative intéressante, car la possibilité de trouver des souches spécifiques à certains ravageurs et capables de se maintenir dans l'environnement permettrait un contrôle efficace, durable et sans impact sur les populations d'insectes pollinisateurs. Dans le cas d'une application au niveau du sol, l'impact sur les populations d'auxiliaires, tels que les carabes, staphylins et autres prédateurs, devra cependant être mesuré.

REMERCIEMENTS

Nous remercions Laura MacGillycuddy, Romain Chablais, Julien Crovadore, Pegah Pelleteret et Marianne Hédont de l'institut Terre Nature Environnement pour l'aide technique apportée à ce travail. Nous tenons à exprimer notre reconnaissance à Pascale Steinmann et Nicolas Freyre des Conservatoire et Jardin botaniques de la Ville de Genève pour leur soutien dans le cadre de cette étude. Nos remerciements vont également aux réviseurs de cet article pour leurs commentaires et apports concernant notamment la nomenclature du genre *Monophadnus*.

RÉFÉRENCES

- AKCA, I., TUNCER, C., GULER, A. & SARUHAN, I. (2009).— Residual toxicity of 8 different insecticides on Honey Bee (*Apis mellifera* Hymenoptera: Apidae). *J. Anim. Vet. Adv.*, 8: 436-440.
- BERLAND, L. (1947).— Hyménoptères Tenthredoïdes. *Faune de France*, 47: 1-496.
- BLANK, S.M. & TAEGER, A. (1998).— Comments on the taxonomy of Symphyta (Hymenoptera) (Preliminary studies for a catalogue of Symphyta, part 4). Pp 141-174 in: A. Taeger & S.M. Blank (eds). *Pflanzenwespen Deutschlands (Hymenoptera, Symphyta). Kommentierte Bestandsaufnahme*. Goecke & Evers, Keltern.
- BLANK, S.M., TAEGER, A., LISTON, A.D., SMITH, D.R., RASNITSYN, A.P., SHINOHARA, A., HEIDEMAA, M. & VIITASAARI, M. (2009).— Studies toward a world catalog of Symphyta (Hymenoptera). *Zootaxa*, 2254 (1): 1-96.
- BOEVE, J.-L. (2004).— Sawflies (Hymenoptera: Tenthredinidae). Pp. 1949-1954 in: J.L. Capinera (ed.). *Encyclopedia of Entomology*, Volume 3. Kluwer Academic Publishers, Dordrecht.
- BOLL, R. & LAPCHIN, L. (1997).— *Dénombrement visuel du puceron Macrosiphum euphorbiae Thomas en serre de Tomate*. Integrated Production and Protection, International Symposium, 6 au 9 mai 1997.
- COBB, G.W. (2008).— *Introduction to design and analysis of experiments*. John Wiley and Sons Ltd, Chichester.
- DERRON, J.O. & GOY, G. (2006).— Préviation des lâchers de trichogrammes dans la lutte biologique contre la pyrale du maïs. *Rev. Suis. Agric.*, 38: 237-240.
- ESPERK, T., TAMMARU, T. & NYLIN, S. (2007).— Intraspecific variability in number of larval instars in insects. *J. Econ. Entomol.*, 100: 627-645.
- FENILI, G.A. (1965).— Contributo allo studio morfologico-etologico del *Monophadnus longicornis* Hartig (Hymenoptera, Tenthredinidae). *Redia, Firenze*, 49: 255-309.
- FUHRER, E., ROSNER, S., SCHMIED, A. & WEGENSTEINER, R. (2001).— Studies on the significance of pathogenic fungi in the population dynamics of the Lesser Spruce Sawfly, *Pristiphora abietina* Christ. (Hym., Tenthredinidae). *J. Appl. Entomol.*, 125: 235-242.
- JAHN, E. & SCHEDL, W. (1992).— Beobachtungen zum Auftreten einer Schneerosenblattwespe, *Monophadnus longicornis* (Hartig, 1837), in Südkärnten (Hymenoptera: Tenthredinidae). *Carinthia II*, 182_102: 453-459.
- LACOURT, J. (1994).— *Monophadnus longicornis* Hartig et *Monophadnus monticola* Hartig, deux espèces de *Blenncampinae* inféodées au genre *Helleborus* (Tourn.) L. (Hymenoptera, Tenthredinidae). *L'Entomologiste*, 50: 335-336.

- LACOURT, J. (1999).— Répertoire des Tenthredinidae ouest paléarctiques (Hymenoptera, Symphyta). *Mem. Soc. Ent. de France*, 3: 1-432.
- LEFORT, F., FLEURY, D., FLEURY, I., COUTANT, C., KUSKE, S., KEHRLI, P. & MAIGNET, P. (2015).— Evaluation of the pathogenicity of entomopathogenic fungi to the green peach aphid *Myzus persicae* and the European tarnished bug *Lygus rugulipennis*. *Egypt. J. Biol. Pest Co.*, 24: 379-386.
- MALACARI, L., PÉTREMAND, G., ROCHEFORT, S., COCHARD, B., CALMIN, G. & LEFORT, F. (2017).— Behaviour, morphology and molecular characterization of a *Monophadnus* sawfly species (Hymenoptera: Tenthredinidae) feeding on *Helleborus* spp. in Western Switzerland. *Arch. Sci.*, 69: 137-144.
- MCCLELLAN, Q.C. & LOGAN, J.A. (1994).— Instar determination for the gypsy moth (Lepidoptera: Lymantriidae) based on the frequency distribution of head capsule widths. *Environ. Entomol.*, 23: 248-253.
- MELATHOPOULOS, A.P., WINSTON, M.L., WHITTINGTON, R., SMITH, T., LINDBERG, C., MUKAI, A. & MOORE, M. (2000).— Comparative laboratory toxicity of neem pesticides to honey bees (Hymenoptera: Apidae), their mite parasites *Varroa jacobsoni* (Acari: Varroidae) and *Acarapis woodi* (Acari: Tarsonemidae), and brood pathogens *Paenibacillus* larvae and *Ascophaera apis*. *J. Econ. Entomol.*, 93: 199-209.
- MORRILL, W.L., KUSHNAK, G.D. & GABOR J.W. (1998).— Parasitism of the wheat stem sawfly (Hymenoptera: Cephidae) in Montana. *Biol. Contr.*, 12: 159-163.
- PHILOGÈNE, B.J.R., REGNAULT-ROGER, C. & VINCENT, C. (2008).— Biopesticides d'origine végétale : bilan et perspectives. Pp. 1-24 in : C. Regnault-Roger, B.J.R. Philogène, & C. Vincent (eds.). *Biopesticides d'origine végétale* (2e éd). Lavoisier S.A.S, Paris.
- PRUESS, K.P. (1983).— Day-degree methods for pest management. *Environ. Entomol.*, 12: 613-619.
- PSCHORN-WALCHER, H. (1982).— Unterordnung *Symphyta*, Pflanzenwespen. Pp. 4-196, 232-234, in: W. Schwenke (ed.). *Die Forstschadlinge Europas. 4. Band: Hautflügler und Zweiflügler*. Paul Parey, Hamburg, Berlin.
- SCHMIDT, S., TAEGER, A., MORINIÈRE, J., LISTON, A., BLANK, S.M., KRAMP, K., KRAUS, M., SCHMIDT, O., HEIBO, E., PROUS, M., NYMAN, T., MALM, T. & STAHLHUT, J. (2016).— Identification of sawflies and horntails (Hymenoptera, 'Symphyta') through DNA barcodes: successes and caveats. *Mol. Ecol. Resources* doi :10.1111/1755-0998.12614
- STILING, P. & MOON, D.C. (2005).— Quality or quantity: the direct and indirect effects of host plants on herbivores and their natural enemies. *Oecologia*, 142: 413-420.
- TAEGER, A., BLANK, S.M. & LISTON A.D. (2010).— World Catalog of Symphyta (Hymenoptera). *Zootaxa*, 2580: 1-1064.
- TANGTRAKULWANICH, K., REDDY, G.V.P., WU, S., MILLER, J.H., OPHUS, V.L. & PREWETT, J. (2014).— Efficacy of entomopathogenic fungi and nematodes, and low risk insecticides against wheat stem sawfly, *Cephus cinctus* (Hymenoptera: Cephidae). *J. Agr. Sci.*, 6: 1-9.
- WEARING, C.H., MARSHALL, R.R., ATTFIELD, B.A. & COLHOUN, K. (2011).— Insecticidal control and the phenology of cherryslug (*Caliroa cerasi* (L.)) (Hymenoptera: Tenthredinidae) on organic pears in Central Otago. *New Zeal. J. Crop Hortic. Sci.*, 39: 187-201.