

LUTTE CONTRE LES CICADELLES DES PLANTES AROMATIQUES ET MÉDICINALES A L'AIDE D'AUXILIAIRES

Hormis les cultures de lavandes et de lavandins touchées par des problèmes de dépérissement transmis par des cicadelles du genre *Hyalesthes*, d'autres genres de cicadelles sont à l'origine de dommages sur différentes plantes aromatiques et médicinales de la famille des lamiacées. Les cultures de PAM telles que mélisse, menthe, sauge, thym, romarin ou origan peuvent héberger des cicadelles appartenant principalement aux genres *Eupteryx*, *Emelyanoviana* et *Empoasca* [1 ; 5].

Afin de savoir s'il était possible de lutter contre ces cicadelles à l'aide d'auxiliaires, l'iteipmai a effectué une étude bibliographique sur les travaux menés dans la filière PAM mais aussi dans d'autres filières et dans différents pays. Cette synthèse n'est pas exhaustive mais peut déjà apporter quelques pistes de réflexion.

LES PRÉDATEURS POTENTIELS DES CICADELLES

Punaises prédatrices, prédateurs spontanés

Plusieurs punaises sont spontanément retrouvées sur culture de sauge en présence de cicadelles. On retrouve notamment les genres *Macrolophus*, *Nabis* et *Orius* [2].

Des expérimentations ont montré que le genre *Orius* présente un effet sur la population de cicadelles. Ainsi, *Orius majusculus* et *O. laevigatus* réduisent la population de cicadelles en condition de laboratoire (sous cages) et sous serres. De même, *Macrolophus pygmaeus* associé à la punaise *Dicyphus errans* peuvent s'installer dans la culture et contribuer à la régulation des populations de cicadelles. Néanmoins, les essais en laboratoire ont montré que malgré l'effet positif des auxiliaires, ils ne pourraient réduire suffisamment la population de cicadelles [3]. Bennison et ses collaborateurs ont également retrouvé *Anthocoris nemorum* sur plantes aromatiques, qui représente donc potentiellement un autre prédateur des cicadelles [4].

Les araignées

De nombreuses arachnides sont retrouvées en vignobles de juillet à septembre et sont potentiellement impliquées dans la prédation de cicadelles puisqu'elles sont polyphages pour la plupart [6]. Certaines araignées prédatrices, comme *Enoplognatha ovata*, sont capables d'intercepter les vibrations que les cicadelles émettent notamment lors de l'accouplement [7].

En vigne, Différentes araignées sont présentes et sont prédatrices d'insectes (dont cicadelles, lépidoptères, diptères). Elles sont situées aussi bien sur le feuillage (familles des *Dictynidae* et *Salticidae*) que sur le sol (*Gnaphosidae*, *Lycosidae*). De plus, elles chassent de manière active mais aussi passive par le biais des toiles [8].

A l'étranger, plus exactement en Iran, des araignées se sont montrées intéressantes pour lutter contre *Empoasca decipiens* en culture de coton. Il s'agit notamment de *Thanatus formicinus* et *Thyene imperialis*, celles-ci pouvant être observées en France métropolitaine pour la première et en Corse pour la seconde [9].

Coccinelles

Une tendance d'évolution similaire des populations entre les cicadelles *Empoasca decipiens* et les coccinelles *Coccinella undecimpunctata* montre l'intérêt de ces prédateurs pour les cicadelles [10]. Ces indications sont corroborées par des résultats obtenus en Egypte qui montrent qu'un des prédateurs principaux associé à cette cicadelle est également la coccinelle *C. undecimpunctata* [11].

Concernant *Coccinella septempunctata*, les essais réalisés par Blum *et al.* (2011) montrent que ce prédateur ne présente pas d'intérêt pour les cicadelles [3]. Des essais au Punjab confirment ces résultats et montrent un intérêt accru des *Coccinella septempunctata* envers les pucerons en comparaison aux cicadelles *Empoasca kerri* [4 ; 12].

Scymnus sp. est également identifié comme un prédateur dans des productions maraîchères, mais pas en tant que prédateur principal [11].

LES PARASITOÏDES POTENTIELS DES CICADELLES

Les hyménoptères de la famille des Dryinidae

Le parasitisme par les *Drynidae* se déroule au niveau du thorax ou de l'abdomen, à raison d'un œuf par cicadelle (sauf exception) et est visible par la présence d'un kyste dans lequel se développent les trois derniers stades larvaires du dryinide. Au 5^e stade, la larve consomme les tissus de la cicadelle [13].

L'importance du parasitisme est variable et dépend notamment des cicadelles. Ainsi, le taux de parasitisme d'*Aphelopus atratus* sur *Eupteryx decemnotata*, récolté sur des plants de romarin, est de 7,1 % [14]. Sur les lamiacées aromatiques, des comptages menés à l'iteipmai ont permis d'observer qu'*Aphelopus atratus* pouvaient être à l'origine d'un taux de parasitisme de 20 à 40 [15]. En Suisse, sur culture de sauge et de romarin, *E. decemnotata* a été parasité par un dryinide de la sous-famille des *Aphelopinae* avec un taux de 7 % [16].

En vigne, sur *Empoasca vitis*, le genre *Aphelopus* regroupe des parasitoïdes d'importance secondaire, mais pouvant être de plus grande importance pour d'autres cicadelles notamment en arboriculture contre *Metcalfa pruinosa* [13 ; 17].

Aphelopus atratus a également été recensé au Royaume-Uni sur adultes et juvéniles d'*Eupteryx aurata* et *Eupteryx melissae* [18].

La majorité des espèces du genre *Aphelopus* (*A. melaleucus*, *A. serratus*, *A. atratus*, *A. nigriceps*...) sont présentes sous forme d'adultes essentiellement pendant le printemps ou le début d'été bien que les cicadelles soient présentes plus tardivement. Ainsi, sur les cicadelles typhlocybines qui sont bivoltines (développement de 2 générations par an), il a été observé que le taux de parasitisme sur la 1^{ère} génération était plus important que celui sur la 2^e génération [19].

Les hyménoptères de la famille des Mymaridae

Au regard du contrôle des cicadelles *Thyphlocibinae*, les *Mymaridae*, notamment le genre *Anagrus* apparaissent fréquemment au sein de la bibliographie.

Comportement :

La plupart des espèces d'*Anagrus* étudiées (dont *A. atomus*) peuvent se reproduire par parthénogénèse arrhénotoque (mode de reproduction monoparental, aboutissant à une descendance uniquement composée de mâles). Les femelles produisent une phéromone qui attire les mâles, chaque phéromone étant spécifique à chaque espèce de Mymaridae. La production de phéromones sexuelles cesse rapidement après l'accouplement. Les œufs du parasitoïde sont pondus dans ceux de la cicadelle. Le cycle d'*Anagrus* comporte 2 stades larvaires. Le second stade larvaire peut devenir jaune, orange ou rouge permettant ainsi de repérer les œufs de cicadelles qui sont parasités. Alors que le premier stade larvaire est immobile, le second est actif [20].

Dans les parcelles suivies d'une expérimentation, il a été montré que la population d'*Anagrus atomus* dans les rosiers sauvages double chaque année, ce qui n'était pas le cas dans les autres arbustes. La plantation de rosiers en bordure de parcelles cultivées permettrait donc de favoriser les populations d'*Anagrus atomus* [21]. Ceci est également le cas pour toute la famille des *Rosaceae* comme les ronces -*Rubus* spp., ou les pommiers- *Malus domestica* [22 ; 23].

On observe une évolution de la vitesse de développement des populations d'*A. atomus* : quand les œufs d'*Empoasca vitis* sont en grande quantité, on constate un développement normal du parasitoïde. En revanche, lorsque les œufs d'*E. vitis* sont plus rares, un retard de développement chez une partie des parasitoïdes est observé (expliqué a priori en fonction de la photopériode) [24]. En vigne, il est constaté que le taux de parasitisme est aussi affecté par la pubescence des feuilles [25].

Parasitisme :

Le taux de parasitisme d'*Anagrus atomus* est de l'ordre de 50 % sur *Empoasca vitis* et apparaît comme un moyen de lutte permettant le maintien des populations de cette cicadelle en dessous du seuil de nuisibilité [26]. En Italie, des taux similaires sont observés avec près de la moitié des œufs de *Empoasca vitis* et *Zygina rhamni* qui sont parasités par *Anagrus atomus* [27]. Néanmoins, Agboka *et al.* (2004) ont remarqué que même si la quantité d'œufs parasités augmente avec la densité de l'hôte, le taux de parasitisme, lui, diminue. Un taux maximal a été observé à 62,5% [28].

En France, *A. atomus* est autorisé sur les cultures de tomates contre la cicadelle *Hauptidia maroccana* et est commercialisé sous le nom d'Anagsure par Certis/BCP [29]. La firme indique aussi sur sa fiche commerciale que cet auxiliaire cible d'autres ravageurs tels que *Empoasca decipiens* et *Eupteryx melissae*. Sentenac (2004) a d'autre part utilisé *A. atomus* fourni par Syngenta Bioline. Les auxiliaires étaient apportés sous forme d'œufs d'*Hauptidia maroccana* parasités et insérés dans des nervures de feuilles de primevères, que l'on positionne dans des mini-serres pour une introduction progressive [6].

D'après Biowise, *A. atomus* n'est pas efficace contre *E. melissae*. Pourtant, Certis/BCP affirme sur la plaquette commerciale de son produit Anagsure, que « la cicadelle de la sauge (*Eupteryx melissae*) est aussi attaquée mais les œufs ne prennent pas une couleur rouge lorsqu'ils sont parasités ». Certis/BCP conseille une introduction de 500 *Anagrus* par semaine, pendant 4 à 6 semaines en

cultures ornementales (250 individus/ha pendant 4 à 6 semaines pour les tomates). Les cicadelles doivent être bien installées pour que les lâchers soient efficaces. L'auxiliaire peut être utilisé toute l'année, sans nécessiter de conditions particulières hormis un minimum de 12 °C [2].

D'autres *Anagrus* ont également été identifiés. Ainsi, en Toscane, certaines études ont montré que sur menthe, *Anagrus atomus* n'a aucun impact sur *Eupteryx zelleri* contrairement à *Anagrus ustulatus*. [30]. Ce parasitoïde a également été identifié comme parasitoïde dominant sur *Empoasca vitis* et *Zygina rhamni* en Italie du sud [31]. Des essais d'éclosion ont également confirmé le parasitisme d'*Anagrus avalae* (identifié en Allemagne) sur *Empoasca vitis* [32].

Les diptères de la famille de *Pipunculidae*

Quarante-trois espèces ont été recensées en France, distribuées dans onze genres, mais elles sont très peu connues. Les adultes sont facilement reconnaissables à leur tête large et ronde, et mesurent pour la plupart 4 à 5 mm. La femelle pond un unique œuf par hôte, qu'il s'agisse de formes juvéniles ou adultes. Le parasitoïde a un cycle en deux stades larvaires, dont le dernier correspond à l'émergence de la larve de son hôte pour effectuer sa nymphose dans le sol ou dans la litière végétale [13].

Chalarus pughi, appartenant à cette famille, a été recensé sur *Eupteryx aurata* et *Eupteryx melissae* au Royaume-Uni sur les stades adultes et juvéniles [18].

Plus généralement, sur les typhlocybines, plusieurs espèces de *Chalarus* semblent être de bons parasitoïdes dont les espèces suivantes : *C. fimbriatus*, *C. latifrons*, *C. parmenteri* et *C. pughi*. Pour les cicadelles typhlocybines bivoltines, les différences entre les taux de parasitisme des deux générations sont expliquées dans l'article par les caractéristiques de période de vol des parasitoïdes présents sous forme d'adultes plutôt pendant le printemps ou le début d'été (bien que des cicadelles soient présentes plus tardivement) [19]. En Suisse, enfin, un inventaire faunistique a permis d'observer un parasitisme d'*Emelyanoviana mollicula* par un parasitoïde de la famille des *Pipunculidae* (genre non déterminé) [16].

REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES

1. Fourmy C., Rodriguez J., 2012. Les cicadelles des plantes aromatiques et médicinales - auxiliaires des cicadelles. Rapport de stage iteipmai, Université d'Angers; Agrocampus Ouest, vol. , 33 p.
2. Couraudon J., Le Peron V., 2014. Dossier bibliographique : les cicadelles. CDHR Centre – Val de Loire, ASTREDHOR LOIRE-BRETAGNE, 26 p.
3. Blum *et al.*, 2011. Entwicklung praxistauglicher Strategien zur Regulierung von Zikaden im ökologischen Arznei- und Gewürzpflanzenanbau im Freiland und unter Glas [Practicable strategies to control leafhopper pests of organically grown medicinal herbs and spices in the field and under glass]. Rapport Böln – projekt 06OE033, Universität Bonn. 322 p.
4. Bennison J. *et al.*, 2001. Protected herbs : control of glasshouse whitefly and leafhoppers within IPM programmes. Rapport HDC -project PC 178, ADAS Boxworth, Cambridge. 85 p.
5. Grohs B., 2013, Blattzikaden im ökologischen Anbau von Lippenblütlern, *Zeitschrift für Arznei- & gewürzpflanzen*, 18(1) : 47-52
6. Sentenac G., 2004. Les antagonistes naturels d'*Empoasca vitis* Göth en Bourgogne. Etude de faisabilité d'une lutte biologique par augmentation. Mondiaiviti, Bordeaux, 01 et 02/12/2004.
7. Virant-Doberlet M. *et al.*, (2011) Molecular diagnostics reveal spiders that exploit prey vibrational signals used in sexual communication. *Molecular Ecology*, 20(10), p. 2204-2216.

8. Dubuis P.H. *et al.*, 2011. Guide phytosanitaire pour la viticulture 2011/2012. *Revue Suisse Viticulture, Arboriculture, Horticulture*, 43(1), p. 59–60.
9. Ghavami S., 2008. The Potential of Predatory Spiders as Biological Control Agents of Cotton Pests in Tehran Provinces of Iran. *Asian J. Exp. Sci.* 22(3), p. 303-306.
10. Mahmoud Y.A., Amr E.M. & Ebadah I.M.A., 2011. Some Ecological Behaviors of the Leafhopper, *Empoasca decipiens* (Paoli) on Some Winter Plantations in Egypt. *J. Basic. Appl. Sci Res.* 1(2), p. 88-94.
11. Hashem M.S. *et al.* 2009. Monitoring and seasonal abundances of the leafhoppers; *Empoasca decipiens* (Paoli), *Empoasca decedens* (Paoli) and their associated predators on some leguminous vegetable crops in Egypt. *Egyptian Journal of Biological Pest Control*, 19(2), p. 105-114.
12. Inayat T.P. *et al.* 2011. Predation Rate in Selected Coccinellid (Coleoptera) Predators on some Major Aphidid and Cicadellid (Hemipteran) Pests. *International Journal of Agriculture & Biology*, 13(3), p. 427-430.
13. Sentenac G. (dir.), 2011. *La faune auxiliaire des vignobles de France*. Paris : France Agricole, 422 p.
14. Olmi M., 1989. Ricerche sui dryinidae limitanti lo sviluppo di auchenorrhinchi in ecosistemi mediterranei: ospiti, parassitoidi e percentuali di parassitizzazione (hymenoptera, chrysididae) [Researches on dryinidae parasitoids of auchenorrhyncha in mediterranean ecosystems: hosts, enemies and parazitation rate (hymenoptera, chrysididae)]. *Frustula entomologica*, 9(22), p. 223-232.
15. Nusillard B., 2001. Les cicadelles Typhlocybines des Labiées aromatiques, des ravageurs méconnus. *Phytoma*, 538, p.37-40
16. Lenne, 2012. Etudes des cicadelles de trois plantes aromatiques au Tessin –Inventaire faunistique et stratégie de contrôle. Mémoire de fin d'étude ESA – ACW. Condensé, 20 p.
17. Malausa J.C. *et al.*, 2000. Lutte biologique contre *Metcalfa pruinosa* - Bilan des lâchers de l'auxiliaire *Neodryinus typhlocybae* en 1999. *Phytoma*, 527, p. 39-41.
18. Freytag P.H., 1985. The insect parasites of leafhoppers, and related groups. In : Nault L.R. et Rodriguez R.G. *The leafhoppers and the planthoppers*. New York : John Wiley and Sons, p. 423-467
19. Jervis M.A., 1980. Life history studies on *Aphelopus* species (Hymenoptera, Dryinidae) and *Chalarus* species (Diptera, Pipunculidae), primary parasites of typhlocybine leafhoppers (Homoptera, Cicadellidae). *Journal of Natural History*, 14, p. 769 – 780.
20. Waloff N., Jervis M.A., 1987. Communities of parasitoids associated with leafhoppers and planthoppers in Europe. *Advances in ecological research*, 17, p. 281-403.
21. Böll S, Schwappach P., Herrmann J., 2006. Planting dog roses – an efficient method to promote mymarid populations in vineyards? *IOBC/WPRS Bull* 29(11), p. 175-181.
22. Lowery T. *et al.*, 2007 Leafhopper host plant associations for *Anagrus* parasitoids (Hymenoptera : Mymaridae) in the Okanagan Valley, British Columbia. *Journal of the Entomological Society of British Columbia*, 104, p. 9-16.
23. Zanolli P. & Pavan F., 2011. Autumnal emergence of *Anagrus* wasps, egg parasitoids of *Empoasca vitis*, from grapevine leaves and their migration towards brambles. *Agricultural and Forest entomology*, 13(4), p. 423-433.
24. Zanolli P. & Pavan F., 2013. Occurrence of different development time patterns induced by photoperiod in *Anagrus atomus* (Hymenoptera: Mymaridae), an egg parasitoid of *Empoasca vitis* (Homoptera: Cicadellidae). *Physiological entomology*, 38(4), p. 269-278.
25. Pavan F. & Picotti P., 2009. Influence of grapevine cultivars on the leafhopper *Empoasca vitis* and its egg parasitoids. *BioControl* 54(1), p. 55-63.
26. Sutre B. & Fos A., 1997. *Anagrus atomus*, parasitoïde naturel de cicadelles – Essai préliminaire de son efficacité en viticulture. *Phytoma – La défense des végétaux*, 495, p. 40-44.
27. Arzone A., Vidano C., Arno C., 1987. Predators and parasitoids of *Empoasca vitis* and *Zygina rhamni* (*Rhynchota auchenorrhyncha*). *Proceedings 6th auchenorrhyncha meeting*, Turin, Italy, September 7-11, p. 623-629.
28. Agboka K. *et al.*, 2004. Life-table study of *Anagrus atomus*, an egg parasitoid of the green leafhopper *Empoasca decipiens*, at four different temperatures. *BioControl*, 49(3), p. 261-275.
29. ACTA, 2015. Index phytosanitaire. Paris : ACTA, 52^e édition, 984 p.

30. Matteucig G. 2007- Caratterizzazione biologico-molecolare di popolazioni di *Anagrus* gruppo *atomus* Linnaeus (Hymenoptera: Mymaridae). Thèse de doctorat. Naples, Italie, 69 pp
31. Viggiani G. *et al.*, 2002. Notizie preliminari sullo svernamento di *Anagrus ustulatus* Haliday (Hymenoptera: Mymaridae), ooparassitoide di cicalin e (Homoptera: Cicadellidae) nel Sud Italia. [Preliminary notes on the overwintering of *Anagrus ustulatus* Haliday (Hymenoptera: Mymaridae), egg parasitoid of leafhoppers (Homoptera: Cicadellidae) in southern Italy]. *Boll. Lab. Entomol. agr. Filippo Silvestri*, 58, p. 127-136.
32. Böll S, & Herrmann J.V., 2004. A long-term study on the population dynamics of the grape leafhopper (*Empoasca vitis*) and antagonistic mymarid species. *Journal of Pest Science*, 77(1), p. 33-42.