

Techniques d'élevage d'un hôte de substitution : *Philosamia ricini*

Correspondance
elisabeth.tabone@inrae.fr

CAPELLI Mathilde¹
DE BODARD Marine¹
COLOMBEL Ety¹
TUNCA Hilal²
TABONE Elisabeth¹

Résumé.

Dans le cadre de plusieurs programmes de lutte biologique contre différents lépidoptères et hétéroptères ravageurs à l'aide de parasites d'œufs, le Laboratoire Biocontrôle de l'UEVT INRAE PACA a mis au point un élevage de *Philosamia ricini*, le Bombyx eri. La production de ce lépidoptère, considéré comme un hôte de substitution idéal pour plusieurs critères, permet un apport d'œufs de grande taille, constant et nécessaire pour élever des parasitoïdes oophages présents actuellement au laboratoire (des genres *Trichogramma*, *Ooencyrtus*, et *Anastatus*) tout au long de l'année. De plus, son élevage nous permet de réaliser des expérimentations pour étudier la biologie et le comportement des parasitoïdes oophages, ceci afin de mettre en place des stratégies de lutte biologique contre les œufs des ravageurs sur lesquels l'équipe travaille. Aujourd'hui, l'élevage de *P. ricini* se déroule en plusieurs étapes, suivant le cycle biologique naturel du papillon : œuf, chenille, chrysalide, papillon. L'élevage est opérationnel depuis 2013 et en optimisation régulière.

Mots-clés

Biocontrôle, Bombyx eri, Parasitoïdes oophages, Production, Ravageurs.

1 INRAE PACA UEVT, Laboratoire Biocontrôle - Villa Thuret, 90 chemin Raymond, 06160 Antibes, France.

2 Université Ankara, Faculté Agriculture, Dép Plantes Protection - 06110 Diskapi, Ankara, Turquie.

Techniques for breeding a substitution host: *Philosamia ricini*

Correspondence
elisabeth.tabone@inrae.fr

CAPELLI Mathilde¹
DE BODARD Marine¹
COLOMBEL Ety¹
TUNCA Hilal²
TABONE Elisabeth¹

Abstract.

In the framework of several biological control programs against different lepidoptera and heteroptera pests using egg parasites, the Biocontrol Laboratory of the UEVT INRAE PACA started rearing *Philosamia ricini*, the Eri silkworm. The production of this lepidoptera, considered as an ideal substitute host according to several criteria, ensures the daily production of large eggs, essential for rearing several oophagous parasitoids present in the laboratory (genera *Trichogramma*, *Ooencyrtus*, and *Anastatus*) throughout the year. Moreover, this rearing allows studying the biology and behavior of egg parasites, in order to set up a biocontrol program against the eggs of insect pests. Rearing *Philosamia ricini* is currently done in several steps, following the natural biological cycle of the moth: egg, caterpillar, chrysalis, moth. Production has been operational since 2013 and is undergoing constant optimization.

Keywords

Biocontrol, Eri silkworm, Insect pests, Oophagous parasitoids, Production.

¹ INRAE PACA UEVT, Laboratoire Biocontrôle - Villa Thuret, 90 chemin Raymond, 06160 Antibes, France.

² Université Ankara, Faculté Agriculture, Dép Plantes Protection - 06110 Diskapi, Ankara, Turquie.

Introduction

Le Laboratoire Biocontrôle, localisé au Cap d'Antibes (06) et rattaché à l'Unité Expérimentale de la Villa Thuret (UEVT) de INRAE PACA, est en charge de la veille et de l'identification de plusieurs espèces de parasitoïdes oophages. Dans le cadre de projets européens, nationaux ou régionaux, l'équipe travaille sur la mise en place de stratégies de lutte biologique à l'aide de différents parasitoïdes pour combattre plusieurs insectes ravageurs de plantes, comme par exemple le papillon palmivore *Paysandisia archon* (Capelli et al., 2019), la pyrale du buis *Cydalima perspectalis* (Venard et al., 2019 ; Morel et al., 2022 ; Tabone et al., 2022) ou encore la processionnaire du pin *Thaumetopoea pityocampae* (Tunca et al., 2019). L'intérêt des parasitoïdes oophages est que, en pondant leurs œufs dans les œufs d'un autre insecte, ils tuent leur hôte avant que ce dernier puisse causer des dégâts (Bin, 1994) car ils devancent l'apparition du stade chenille qui est phytophage.

Pour pouvoir élever des parasitoïdes oophages en masse et les tester via des expérimentations en laboratoire, il est nécessaire d'avoir à disposition des œufs-hôte d'insectes en quantité suffisante, en continu et sur plusieurs années. Lorsqu'il n'est pas possible d'élever en laboratoire le ravageur-hôte sur lequel nous voulons travailler (cycle univoltin, diapause, poils urticants, difficulté d'alimentation, ...), il est nécessaire d'utiliser un hôte d'élevage de substitution. Cet insecte, dont nous utilisons les œufs pour l'élevage d'autres insectes, est appelé hôte de substitution car il n'est pas l'hôte naturel des parasitoïdes. L'hôte de substitution est le vecteur intermédiaire entre l'élevage des ennemis naturels des ravageurs et les ravageurs eux-mêmes. Il joue également un rôle important dans la production à grande échelle de ces parasites naturels des ravageurs (He et al., 2010), nécessaire aux programmes de lutte biologique.

Pour choisir un hôte de substitution, plusieurs critères sont à prendre en compte : le temps du cycle d'élevage, l'absence de diapause de l'hôte, la disponibilité en nourriture, le prix du matériel d'élevage et des consommables, la nature non-dangereuse de l'hôte (non allergisant ou urticant), ainsi que les caractéristiques des parasitoïdes oophages élevés dessus (taux d'émergence, temps de développement, taux de parasitisme, longévité, fécondité...) et leur qualité (Bai et al., 1992 ; Corrigan & Laing, 1994). Après avoir testé plusieurs hôtes de substitution, l'équipe a mis en évidence que le meilleur hôte de substitution pour élever les parasitoïdes oophages *Ooencyrtus pityocampae* (Tunca et al., 2016 ; Tabone et al., 2018), *Ooencyrtus kuvanae*

(Tunca et al., 2017) et *Anastatus bifasciatus* est *Philosamia ricini*. C'est pourquoi le Laboratoire Biocontrôle a décidé de mettre en place un élevage à grande échelle de *Philosamia ricini* comme hôte de substitution pour élever différents parasitoïdes oophages dans un objectif de lutte biologique contre des insectes ravageurs.

Philosamia ricini (Lepidoptera : Saturniidae (Boisduval, 1856)), communément appelé le *Bombyx eri*, ou le Bombyx du ricin, est un lépidoptère originaire de l'Assam (Inde). C'est une espèce de papillon « domestiquée » : elle n'existe pas à l'état sauvage. Depuis plusieurs siècles, ce papillon est élevé dans les régions Nord et Est de l'Inde pour sa production de soie, comme son cousin le ver à soie (le Bombyx du murier ou *Bombyx mori*). Ainsi, grâce à de nombreuses recherches bibliographiques et à l'association OPIE – Office pour les Insectes et leur Environnement (qui élève elle-même *Philosamia ricini* et qui nous a permis d'obtenir nos premiers œufs de cet insecte et nous a donné de précieux conseils), et grâce aux différents essais et expérimentations, nous avons mis en place, depuis 2013, un élevage de *Philosamia ricini*. Cet élevage, fonctionnel et efficace, permet, d'une part, d'entretenir et d'améliorer les élevages de parasitoïdes oophages nécessaires à nos expérimentations et, d'autre part, de répondre aux besoins expérimentaux des partenaires et de l'ensemble de la communauté scientifique.

Développement

Cycle biologique à 25 °C

En laboratoire (température de 25±1 °C, humidité relative de 75±5 %, alternance des phases de 16 h de jour et de 8 h de nuit), *Philosamia ricini* passe par 4 stades :

- un stade œuf qui dure 7 jours ;
- un stade chenille qui comprend 5 stades différents et qui dure entre 35 et 45 jours ;
- un stade chrysalide qui dure entre 20 et 25 jours ;
- un stade papillon qui dure entre 7 et 12 jours.

Le cycle biologique dure au total entre 2,5 et 3 mois (Figure 1). Il a été déterminé en calculant la durée moyenne de développement de *Philosamia ricini* pour chacun de ses stades (œuf, chenille, chrysalide, papillon). Cette évaluation a été effectuée en conditions de laboratoire sur des boîtes contenant au départ 30 œufs de *Philosamia ricini*.

Conditions d'élevage

L'élevage de *Philosamia ricini* est effectué dans une chambre climatique confinée, qui donne sur un sas étanche

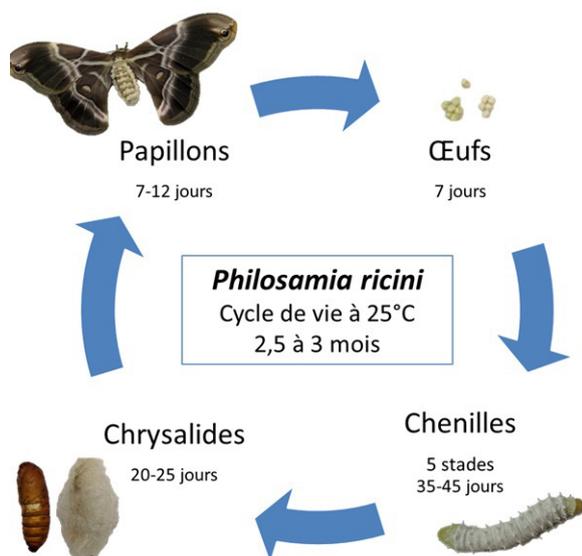


Figure 1. Cycle biologique de *Philosamia ricini* dans une salle d'élevage dont la température est de 25 °C et l'humidité relative de 75 % (Laboratoire Biocontrôle INRAE).

pour éviter toute sortie d'insecte. Les conditions climatiques de la salle d'élevage correspondent à une température de 25 °C et une humidité relative de 75 %. Une photopériode de 16 h jour et 8 h nuit est appliquée, dans le but de respecter le cycle circadien. L'alternance des cycles jour/nuit dans cet élevage est important car *Philosamia ricini* est un papillon nocturne, i.e., les activités de reproduction et de ponte se déroulent la nuit, d'où l'importance d'éteindre les néons dans la salle d'élevage pendant plusieurs heures. Tous les stades des insectes (œuf, chenille, chrysalide et papillon) se trouvent dans la même salle d'élevage, mais dans des boîtes et cages différentes. La salle est ventilée, et un système d'aspiration a été mis en place pour éviter le surplus d'écaïlles de papillons dans la pièce.

Élevage

L'élevage de *Philosamia ricini* se déroule suivant le stade de l'insecte : œuf, chenille, chrysalide et papillon. L'élevage est suivi et géré tous les jours, sauf le dimanche.

Stade œuf

La maturation des œufs dure 7 jours entre la ponte par la femelle papillon et l'éclosion des chenilles. Il n'y a que très peu de variabilité à ce stade : la majorité des chenilles éclot le même jour. Les œufs mesurent environ 1 mm, sont de forme ronde et de couleur jaune pâle. Ils sont généralement pondus par paquets de plusieurs œufs, mais ils peuvent également être pondus un par un, surtout en fin de ponte. Tous les jours, après la ponte, les œufs sont récupérés de la cage des papillons et sont mis en développement dans de petites boîtes dans la salle d'élevage.

Stade chenille

Après 7 jours d'incubation des œufs, la première chenille va éclore, suivie de près des autres chenilles. Les chenilles vont passer par 5 stades larvaires différents, entrecoupés de plusieurs mues qui durent entre 35 et 45 jours. Leur tête est suivie de 3 paires de pattes, puis de 4 paires de ventouses (fausses pattes) qui leur servent à avancer (Figure 2). Enfin, à l'extrémité, une paire de pinces leur sert à s'accrocher au support. Le stade L1 correspond au premier stade larvaire après l'éclosion ; la chenille mesure environ 5 mm, elle est de couleur jaune foncé avec de nombreuses soies noires. Les chenilles tout juste émergées de stade L1 sont placées dans des boîtes en plastique, disposées dans des grosses boîtes à sel (fond recouvert d'une couche d'eau saturée en sel). Cela permet de garder une humidité relative plus élevée, qui est nécessaire au développement des jeunes chenilles. À partir du stade L2, et jusqu'à la fin du stade L5, les chenilles sont transférées dans des plus grandes, fermées par un couvercle comportant des aérations en grillage fin. Tous les jours, les chenilles sont nourries avec des feuilles de troène ou d'ailante.

Le temps de développement des chenilles est plus variable que celui des œufs, probablement à cause de la nutrition des chenilles et de la qualité de la nourriture. Les chenilles, en particulier les plus jeunes, arrivent plus facilement à manger des feuilles fraîches et jeunes. La vitesse de croissance sur des feuilles fraîches est plus rapide que sur de vieilles feuilles sèches.

Des tests préliminaires de nos élevages nous ont permis d'identifier le nombre nécessaire et suffisant de chenilles dans une boîte : il ne faut pas qu'elles soient trop peu nombreuses car elles ont un comportement grégaire en début de cycle, mais il ne faut pas qu'elles soient trop nombreuses dans une boîte à cause du risque de manque de nourriture et d'écrasement. Le nombre idéal est donc de 30 chenilles par boîte de 5 L.



Figure 2. Chenille *Philosamia ricini* en stade L5, avec la tête à gauche, les 3 paires de pattes ensuite, les 4 paires de ventouses, et enfin la paire de pinces à droite (© M. Capelli)

Stade chrysalide

À la fin du dernier stade larvaire, les chenilles tissent un cocon et s'enferment dedans : elles vont alors effectuer leur transformation en chrysalide. Le stade chrysalide dure entre 20 et 25 jours. Formé de soie, le cocon est souvent tissé entre deux feuilles et mesure environ 5 cm de long pour un diamètre de 1,5 cm. À l'intérieur du cocon, la chenille se transforme en chrysalide. Les chrysalides ne s'alimentent pas. Lorsqu'il a fini sa transformation, le papillon (l'imago) sort de son cocon.

Stade papillon

Une fois sa transformation effectuée, le papillon va sortir de sa chrysalide et de son cocon. C'est un grand papillon avec une envergure de 15 cm. De couleur grise et brune avec différentes teintes plus au moins claires, tirant parfois sur l'orange, les ailes ont une forme bien particulière (Figure 3). La forme générale des deux ailes est un trapèze traversé par deux bandes blanches verticales. *P. ricini* possède un ocelle sur chaque aile, qui correspond à une tache arrondie qui sert de leurre et de moyen d'intimidation. Les adultes ne volent presque pas, la femelle reste posée attendant le mâle après son émergence. Le mâle s'envole à la tombée de la nuit à la recherche d'une partenaire. Contrairement à certains papillons nectarivores, les papillons *Philosamia ricini* ne se nourrissent pas ; ils ne possèdent pas de trompe. Les femelles sont plus grandes que les mâles (3,5 cm pour les femelles contre 2,5 cm pour les mâles). Elles ont des antennes moins larges et naissent avec un gros abdomen gonflé d'œufs. Chez les mâles, les antennes ont des soies latérales (ce sont des récepteurs à phéromones - les chémorécepteurs). Le sex-ratio chez cette espèce est de 60/40 (60 % de mâles pour 40 % de femelles). Les femelles vivent près de 12 jours et les mâles de 7 à 9 jours. L'accouplement nocturne intervient rapidement (quelques heures après émergence) et le couple reste formé pendant les 24 h suivantes (Figure 4). Au cours de sa vie, un mâle peut féconder plusieurs femelles, et une femelle peut s'accoupler avec plusieurs mâles. La femelle pond entre 150 et 200 œufs au cours de sa vie.



Figure 3. Papillon *Philosamia ricini* (© M. Capelli)



Figure 4. Accouplement d'un papillon femelle (à gauche) et d'un mâle (à droite) de *Philosamia ricini* (© M. Capelli)

Alimentation

Les chenilles peuvent se nourrir de plusieurs végétaux :

- L'ailante (*Ailanthus altissima*), ou faux vernis, est un arbre originaire de Chine que l'on trouve maintenant sur tous les continents, et qui, du fait de sa croissance rapide, est aujourd'hui considéré comme espèce envahissante dans plusieurs pays. C'est un arbre à feuille caduque, *i.e.*, ses feuilles vont tomber en automne dans les régions tempérées.
- Le troène (*Ligustrum sp*) est un arbuste de la famille des Oléacées, à feuillage semi persistant, très rameux et qui est cultivé comme arbrisseau décoratif car son feuillage coriace ne fane pas facilement. Toutes les variétés de troène conviennent pour nourrir *Philosamia ricini* (troène du Japon, panaché, doré, commun, sauvage, ...).

D'autres espèces de végétaux peuvent être consommées par *Philosamia ricini* : ricin, le lilas, le laurier palme, le prunier, le sumac... L'alimentation des chenilles de *P. ricini* joue un rôle dans plusieurs caractéristiques biologiques, dont la production de soie ou la taille des cocons (Kumar et Elangovan, 2010) ou même sur le taux de survie ou la fécondité (Kedir Shifa et Sori, 2014). Il est donc important de choisir les bons végétaux pour nourrir les chenilles.

Dans notre élevage, nous avons choisi de nourrir les chenilles de *Philosamia ricini* avec de l'ailante, de Mai à Septembre, et avec du troène d'Octobre à Avril. En effet, les chenilles se développent très bien sur l'ailante car c'est une plante qui présente des mécanismes d'économie importante d'eau en réduisant les pertes d'eau par les feuilles (Trifilo et al., 2004) d'où une teneur en eau élevée dans les feuilles. De plus, en tant que plante invasive se développant très rapidement, l'ailante se trouve très facilement et en grande quantité dans la nature. Cependant, ses feuilles étant caduques, il n'est pas possible d'en nourrir les chenilles de *P. ricini* entre l'automne et le printemps. Il est alors nécessaire de passer sur du troène durant cette période, car c'est un arbre à feuillage semi-persistant, qui garde ses feuilles durant la période hivernale. Cependant, la qualité

du troène peut affecter le développement des chenilles de *Philosamia ricini*. En effet, la teneur en eau des feuilles de troène, à l'inverse de celles de l'ailante, dépend fortement du milieu et de la pluviométrie. Or, les chenilles, et en particulier les juvéniles, ont besoin de feuilles dont la teneur en eau est élevée. De plus, un stress hydrique important diminue l'accumulation de biomasse dans les feuilles de troène (Toscano et al., 2018), et par conséquent, de nutriments disponibles pour les chenilles. Le développement des chenilles de *P. ricini* lors d'une alimentation à base de troène dépendra donc fortement des conditions environnementales, en particulier de la pluviométrie. Le changement d'alimentation doit donc s'effectuer avec grand soin, pour ne pas risquer de perdre l'élevage. Il a été

montré que les chenilles de *P. ricini* possèdent différents types de sensilles sur leurs parties buccales, qui jouent un rôle dans l'identification et la détection de la nature chimique de la plante (Barsagade et al., 2013). On peut alors penser que l'appareil buccal des chenilles de *P. ricini* s'adapte à son alimentation, et ce, dès les premiers stades larvaires.

Résumé d'un cycle d'élevage

Différents hôtes de substitution ont été testés et comparés dans le cadre de nos travaux sur les parasitoïdes oophages (Figure 6) : *Halyomorpha halys*, *Nezara viridula*, *Philosamia*

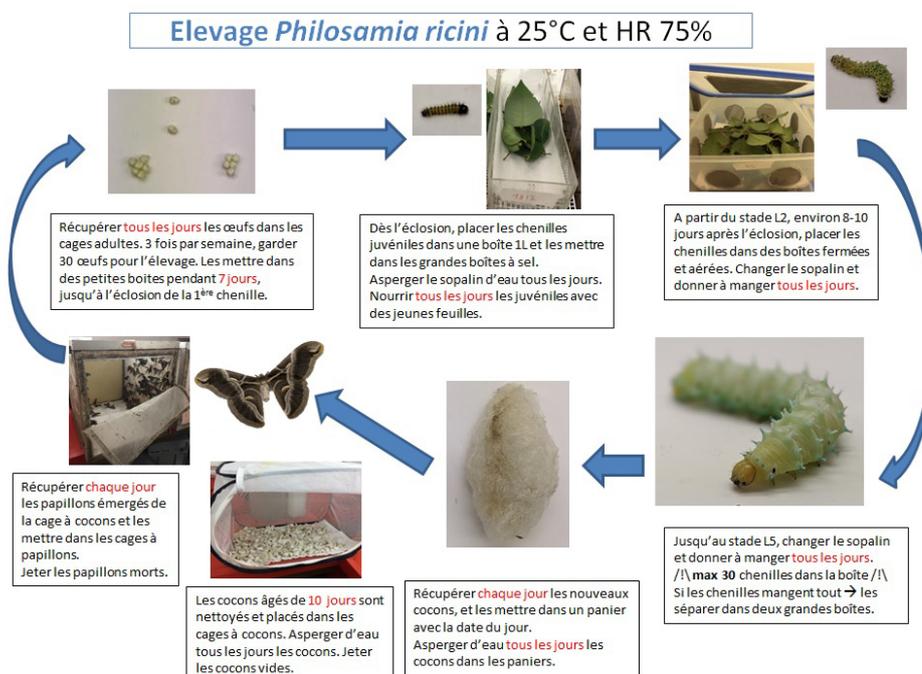


Figure 5. Élevage de *Philosamia ricini* en laboratoire (température 25 °C, et humidité relative 75 %) (© M. Capelli)

<i>Halyomorpha halys</i>	<i>Nezara viridula</i>	<i>Philosamia ricini</i>	<i>Bombyx mori</i>	<i>Actias artemis</i>
				
Œufs petits	Œufs petits	Œufs plus grands	Œufs petits	Œufs moyens
Diapause facultative	Diapause facultative	Pas de diapause	Diapause obligatoire	Diapause
Haricot vert, cacahuette, tomate, pomme etc..	Haricot vert, cacahuette, tomate, pomme etc..	Troène (<i>Ligustrum vulgare</i>) ou ailanthe (<i>Ailanthus altissima</i>)	Mûrier (<i>Morus sp</i>)	Noyer, châtaignier, chêne, hêtre...
Disponible toute l'année mais couteux	Disponible toute l'année mais couteux	Facile à récolter toute l'année	Pas disponible toute l'année	Facile à récolter toute l'année
Sensibilité à l'alimentation	Nécessité de réapprovisionner l'élevage régulièrement	Facilité d'élevage	Nécessité de l'élever sur un milieu artificiel	Nécessité de renouveler l'alimentation + eau Fragilité cocons

Figure 6. Comparaison de différents hôtes de substitution suivant des critères biologiques, écologiques et économiques (Laboratoire Biocontrôle – INRAE)

ricini, *Bombyx mori* et *Actias artemis*. C'est *Philosamia ricini* qui a été choisi comme hôte de substitution pour de nombreux critères biologiques, économiques, écologiques et pratiques : le temps de développement rapide, l'absence de diapause, la disponibilité et le coût de la nourriture, le prix du matériel d'élevage et des consommables, ainsi que la nature non-dangereuse de l'insecte pour la santé humaine comme pour l'environnement. Les parasitoïdes élevés dessus présentent également de meilleurs caractéristiques biologiques (taux d'émergence, temps de développement, taux de parasitisme, longévité, fécondité). De plus, la grosse taille des œufs de *P. ricini*, en plus d'apporter une grande quantité d'aliments, permet d'y élever des parasitoïdes oophages de différentes tailles.

Conclusion

L'élevage de *Philosamia ricini* au sein du laboratoire Biocontrôle de l'UEVT INRAE PACA répond aujourd'hui parfaitement aux contraintes posées initialement. Tout d'abord, il garantit l'apport d'œufs de bonne qualité et de façon quotidienne ; ceci à la fois pour renouveler les générations de l'élevage, mais également pour élever les différents parasitoïdes oophages utilisés dans le cadre de plusieurs programmes de lutte biologique contre des insectes ravageurs. L'avantage d'un hôte de substitution est qu'il peut permettre l'élevage d'auxiliaires pour tester sur un ravageur donné,

tout en contournant les difficultés de l'élevage de l'hôte naturel. Toutefois, les auxiliaires produits peuvent ne pas être de la même qualité que lorsqu'ils sont produits sur leur hôte naturel, surtout dans le cas des parasitoïdes qui sont élevés directement au sein du vitellus. C'est pourquoi, lorsqu'il y a un changement d'hôte, il est toujours nécessaire de vérifier que l'efficacité d'un auxiliaire élevé sur un hôte de substitution n'ait pas d'impacts négatifs sur son comportement de recherche et de parasitisme sur le terrain.

L'élevage est aujourd'hui en constante adaptation pour répondre aux différentes contraintes humaines, matérielles, et aux différents problèmes qui ont pu être rencontrés (humidité des végétaux, changement d'alimentation, développement de maladies, ...). ■

Remerciements

L'équipe tient à remercier l'OPIE, et en particulier Hervé Guyot, pour la fourniture des premiers œufs de *Philosamia ricini*, ainsi que pour les judicieux conseils tout au long de la mise en place de l'élevage. Nous tenons également à remercier tous les stagiaires et les CDD ayant travaillé sur l'élevage de *P. ricini*.

Références

Bai B, Luck RF, Forster B, Janssen JAM (1992). The effect of host size on quality attributes of the egg parasitoid, *Trichogramma pretiosum*. Entomol Exp Appl 64, 37-48.

Barsagade DD, Khurad AM, Chamat MV (2013). Microscopic structure of mouth parts sensillae in the fifth instar larvae of Eri silkworm, *Philosamia ricini* (Lepidoptera: Saturniidae). J Entomol Zool Stud 1(3), 15-21.

Bin F (1994). Biological control with egg parasitoids other than *Trichogramma*. Biological control with egg parasitoids. CAB International, Oxford, pp 245-271.

Capelli M, Venard M, Huguët M, Colombel E, Tabone E (2019). Biocontrôle de *Paysandisia archon*, en prévention de l'extension des attaques de *Rynchophorus ferrugineus* sur palmiers. 11. Congrès de l'AMPP - La protection des Plantes : face aux défis actuels et en perspectives, Association Marocaine de Protection des Plantes., Mar 2019, Rabat, Maroc. [hal-02154528](https://hal.archives-ouvertes.fr/hal-02154528).

Capelli M (2019). Projet PinProtect 2020 : Perspectives d'un contrôle biologique de la processionnaire du pin *Thaumetopoea pityocampa* à l'aide de parasitoïdes oophages. Presented at 13. Rencontre du Groupe des Entomologistes Forestiers Francophones (GEFF), Quillan, FRA (2019-09-16 - 2019-09-19).

Corrigan JE, Laing JE (1994). Effects of the rearing host species and the host species attacked on performance by *Trichogramma minutum* Riley (Hymenoptera: Trichogrammatidae). Environ Entomol 23, 755-760.

He LM, Jiao R, Xu CX, Hao BF, Yu LC (2010). Review on Substitute Host of Natural Enemies of Pests. J Hebei Agri Sci 4.

Kedir Shifa EG, Sori W (2014). Rearing performance of eri-silkworm (*Samia cynthia ricini* Boisduval) (Lepidoptera: Saturniidae) fed with different castor (*Ricinus communis* L.) genotypes. J Entomol 11(1), 25-33.

Kumar R, Elangovan V (2010). Rearing performance of Eri Silkworm *Philosamia ricini* in monsoon season of Uttar Pradesh. Asian J Exp Biol Sci 1(2), 303-310.

Morel E, Venard M, Colombel E, Capelli M, Dempsey A, Peter A, Deogratias JM, Guerin M, et Tabone E (2022). *Chrysoperla lucasina*, prédateur de la pyrale du buis. Phytoma N° 755 juin-juillet 2022.

OPIE – Office pour les Insectes et leur Environnement (<http://www.insectes.org/opie/monde-des-insectes.html>)

Tabone E, Tunca H, Colombel EA, Venard M, Defferier T, Martin JC (2018). Performance of egg parasitoid *Ooencyrtus pityocampae* (Mercet) (Hymenoptera: Encyrtidae) on three substitute hosts in laboratory. In IHC2018: II International Symposium on Innovative Plant Protection in Horticulture 1269 (pp. 135-140).

Tabone E, Capelli M, Morel E, De Bodard M, Colombel E, Guerin M and Deogratias JM (2022). An innovative and effective strategy for the biocontrol of the box tree moth. Acta hortic (en cours de publication).

Toscano S, Ferrante A, Tribulato A, Romano D (2018) Leaf physiological and anatomical responses of Lantana and Ligustrum species under different water availability. Plant Physiol Biochem 127, 380-392.

Trifilo P, Raimondo F, Nardini A, Lo Gullo MA, Salleo S (2004). Drought resistance of *Ailanthus altissima*: root hydraulics and water relations. Tree Physiol 24(1), 107-114.

Tunca H, Colombel EA, Ben Soussan T, Buradino M, Galio F, Tabone E (2016). Optimal biological parameters for rearing *Ooencyrtus pityocampae* on the new laboratory host *Philosamia ricini*. J Appl Entomo 140(7), 527-535.

Tunca H, Venard M, Colombel EA, Tabone E (2017). A new substitute host and its effects on some biological properties of *Ooencyrtus kuvanae*. Bull Entomol Res 107(6), 742-748.

Tunca H, Venard M, Colombel EA, Tabone E (2019). Étude de la performance d'un parasitoïde oophage *Ooencyrtus pityocampae* (Mercet) (Hymenoptera: Encyrtidae) pour lutter contre des ravageurs d'un écosystème méditerranéen. BASE. DOI: 10.25518/1780-4507.17951

Venard M, Defferier T, Capelli M, Colombel E, Tabone E (2019). Travaux en cours sur le biocontrôle de *Cydalima perspectalis* à l'aide de parasitoïdes oophages (programme SaveBuxusII). Presented at Buis, Enjeux, Renouveau et Renaissance des Jardins, Orléans, FRA (2019-03-14 - 2019-03-14).



Cet article est publié sous la licence Creative Commons (CC BY-SA). <https://creativecommons.org/licenses/by-sa/4.0/>.

Pour la citation et la reproduction de cet article, mentionner obligatoirement le titre de l'article, le nom de tous les auteurs, la mention de sa publication dans la revue « NOV'AE », la date de sa publication et son URL.