

Université de Bourgogne  
Master Sciences, Technologies, Santé\_ Environnement-Terre-Evolution  
Spécialité Biologie des Organismes et des Populations  
Rapport de stage de Master deuxième année, Année Universitaire 2012-2013

Etude d'un hôte de substitution dans le cadre d'un programme de lutte biologique  
contre *Paysandisia archon*, ravageur du palmier



**Par :** Marion Salignon  
**Réalisé sous la direction** d'Elisabeth TABONE (Ingénieure de recherche INRA), Maurane BURADINO (Assistante ingénieure INRA)  
INRA, site de la Villa Thuret,  
Laboratoire Biocontrôle  
90 chemin Raymond  
06160 Antibes-Juan les Pins

## Remerciements

Merci aux équipes de la Villa Thuret pour leur gentillesse, leur bonne humeur.

Elisabeth, Maurane, Etty pour votre accueil. Pour m'avoir fait découvrir le métier d'ingénieur et assistante ingénieur et technicienne. Pour m'avoir montré les différents aspects de la recherche.

Merci pour les sorties récupération « folklorique » de troène, m'avoir appris à surpasser mon dégoût et appréhension des chenilles.

D'ENORMES MERCI aux colocs :

Gaspard, Maud, Marine et Annabel, Fatma, Hédia pour les comptes rendus quotidien de nos journées de travail, vos idées cuisine quand j'étais en manque d'inspiration et pour tous ces mois merveilleux à déconner.

Merci à tous pour les soirées poubelles où l'on a trouvés bien des fois notre bonheur...

Grâce à vous cette année aura été riche en rencontres.

## Sommaire

I.	Introduction.....	4
II.	Matériels et Méthodes.....	7
A.	Description de l'élevage de <i>Philosamia</i> .....	7
1.	Conditions d'élevage.....	7
2.	Nourrissage des larves.....	7
3.	Nettoyage de litière.....	7
4.	Boîtes d'élevage.....	7
5.	Cocons.....	8
6.	Imagos.....	8
B.	Optimisation de l'élevage de <i>Philosamia</i> .....	8
1.	Paniers.....	8
2.	Nombre de larves par boîtes.....	8
3.	Ajustement de la quantité de nourriture.....	9
C.	Etude de la biologie de <i>Philosamia ricini</i> .....	9
1.	Détermination du cycle de développement.....	9
2.	Ralentissement du cycle à différents stades.....	9
3.	Sexe ratio.....	10
4.	Quantité de nourriture ingérée et poids des larves.....	10
III.	Analyses statistiques.....	10
IV.	Résultats.....	11
1.	Durée d'incubation.....	11
2.	Durée des stades larvaires.....	12
3.	Durée de développement nymphale.....	12
4.	Taux d'éclosion.....	13
5.	Taux de mortalité.....	14
6.	Sex ratio.....	15

7. Poids des chenilles et quantité de feuilles consommées.....	15
V. Discussion .....	15
VI. Conclusion et perspectives.....	19
VII. Bibliographie.....	22

## I. Introduction

Le développement des moyens de transport et l'échange de marchandises par la mondialisation, favorise la dispersion d'insectes phytophages qui ont un impact négatif sur les faunes européennes. Le groupe des lépidoptères est particulièrement concerné à travers les transports et échanges de végétaux (Nash et al. 1995; Šefrová 2001, 2002a, b; Šefrová & Laštůvka 2001; Whitebread 1990), d'autant plus que de nombreuses espèces s'établissent sur d'autres plantes hôtes que celles d'origine.

Parmi les espèces exotiques, *Paysandisia archon* (Burmeister, 1880) (lépidoptère : Castniidae), originaire d'Amérique du sud (Argentine, Paraguay, Uruguay, Brésil), (Lamas 1995; Miller 1995; Service 2008), a été introduit en Europe dans les années 1990 par l'importation de palmiers d'ornementation (*Trithrinax campestris*, *Butia yatay*, *Trachycarpus fortunei*) (Sarto i Monteys & Aguilar 2005). Vu pour la première fois en Catalogne au nord de l'Espagne en mars 2001 (Aguilar, Miller & Sarto i Monteys 2001; Sarto i Monteys 2001, 2002), il est aujourd'hui présent sur le pourtour méditerranéen (Chapin 2006) dans les régions du sud de la France (Drescher & Dufay 2001; Reynaud et al. 2002; Sarto i Monteys & Aguilar 2001), en Italie (Colazza et al. 2005; Riolo et al. 2004), en Grèce (Vassarmidaki, Thymakis & Kontodimas 2005-2006), à Chypre (Vassilis et al. 2009), en Espagne (Montagud Alario & Rodrigo Coll 2004), mais aussi en Slovénie, en Suisse (Service 2008, 2009; Vassarmidaki et al. 2005-2006) et au Royaume-Unis (Reid 2008) où un cas isolé a été signalé. L'extension rapide du lépidoptère, facilité par les transports des palmiers entre les différentes régions et pays, mais aussi localement grâce à ses capacités de vol sur plusieurs kilomètres, ont entraîné de sérieuses pertes de palmiers. En effet durant son développement larvaire, *P. archon* creuse des galeries au cœur du palmier causant des dommages à ce dernier et facilitant les infections secondaires par des champignons ou des micro-organismes, conduisant à la mort du végétal. *P. archon* est ainsi devenu un ravageur majeur des espèces natives et exotique (Drescher & Jaubert 2003; Sarto i Monteys & Aguilar 2005) puisqu'il a été remarqué sur de nombreuses espèces de palmiers comme *Brahea armata*, *B. edulis*, *Butia capitata*, *Chamaerops humilis*, *Livistona* sp., *Phoenix canariensis*, *P. dactylifera*, *P. reclinata*, *P. roebelenii*, *P. sylvestris*, *Sabal mexicana*, *S. minor*, *S. palmetto*, *Syagrus romanzoffiana*, *Trachycarpus fortunei*, *T. wagnerianus*, *Trithrinax campestris*, *Sabal* sp., *Washingtonia filifera*, et *W. robusta* (Sarto i Monteys & Aguilar 2005; Service 2008)

De nombreux moyens de lutte contre *Paysandisia archon* ont été testés sans succès.

Malgré des premiers résultats encourageant grâce à la lutte chimique (Sarto i Monteys & Aguilar 2005) les larves étant endophages durant leur cycle de développement, les insecticides de contact restent inefficaces. Il en est de même pour les éventuels prédateurs ou parasites polyphages.

L'utilisation de pathogènes (virus, toxines, spore de *Bacillus thuringiensis*) et parasites (nématodes (Andre, Chapin & Villa 2011), champignons : *Beauveria* sp (Millet, Bonhomme & Panchaud 2007)) durant la très courte phase exophage des larves est efficace mais aléatoire.

Les adultes étant diurnes (Delle-Vedore et al. 2012; Mérit & Mérit 2002) et ne se nourrissant pas, les piégeages trophique et lumineux sont inefficaces (Peltier 2007). Les quelques tentatives de piégeages aux phéromones sexuelles se sont révélées peu concluantes car le mâle étant territorial, aucune substance d'attraction sexuelle à longue distance n'est sécrété par les femelles (Peltier 2007; Sarto i Monteys et al. 2012). Cependant une méthode mécanique semble avoir un effet : l'utilisation de glu (Peltier 2007). Cette barrière physique agissant à trois niveaux gêne l'émergence des adultes ; empêche la ponte de femelles extérieures visitant le palmier et gêne le développement des œufs pondus préalablement dans le cas d'un traitement tardif.

Le stade le plus accessible et donc permettant une action sur le ravageur, est le stade œuf. Déposé à la base des palmes, il est accessible pour les parasitoïdes durant plusieurs jours (Sarto i Monteys & Aguilar 2005), ce qui rend la mise en place d'une lutte possible Aussi il est intéressant d'agir sur le cycle du ravageur avant toute infestation du palmier en développant des souches de parasitoïdes oophages capables de se développer sur les œufs de *P.archon* et limiter l'émergence des larves.

En lutte biologique cette sélection est rendu possible par la production de parasitoïdes sur des hôtes de substitution. Le parasitoïde modèle est le genre *Trichogramma* (Bigler & Brunetti 1986; Cock 1985; Hassan 1981; Liu, Zhang & Zhang 1998; Nagarkatti, Giroux & Keeley 1991; Raynaud & Crouzet 1985), élevé sur l'hôte de substitution *Ephestia Kuehniella*. Cet hôte produisant des œufs de petite taille, les parasitoïdes qui y sont élevés sont également de petite taille. En effet les Trichogrammes présentent une plasticité phénotypique : leur taille est positivement corrélé à la taille de l'œuf de leur hôte (Mills & Kulhmann 2000). Cependant les œufs de *P.archon* étant plus gros, il est nécessaire de développer des parasitoïdes capables de pondre dans ces œufs, c'est pourquoi un hôte produisant des œufs de grande taille afin d'augmenter la taille des parasitoïdes a été adopté.

De tels hôtes, *Philosamia cynthia ricini* (Boisduval) et *Antherea pernyi* (Guerin-Meneville), de la famille des saturniidae, ont déjà été utilisés (Cock 1985; Li 1982; Liu et al. 1983; Piao, Lin & Shi

1992; Pu, Liu & Zhang 1988). *Philosamia ricini* (Hutt) étant une espèce parfaitement domestiquée pour la sériciculture (culture de la soie), dérivé de l'espèce sauvage *Samia cynthia ricini* (Boisduval), les techniques d'élevage sont connues et donc facilement applicables. *P. ricini* est une espèce multivoltine (présentant plusieurs générations par an, ici 6 à 7 générations (Kumar & Elangovan 2012; Manjunatha 2008) quand il est élevé en laboratoire sur *Ricinus communis* (Neupane, Thapa & Parajulee 1990)). Cette espèce ne présente aucune diapause, ce qui rend son utilisation appropriée à la mise en place d'un élevage de parasitoïdes nécessitant une production régulière d'œufs d'hôte de substitution.

Elevé principalement sur *Ricinus communis* L., *S. cynthia ricini* est un insecte polyphage (Devaiah & Dayashankar 1982; Sahay et al. 1997) pouvant se nourrir sur une grande variété de plantes (Kapil 1967; Rangasulami et al. 1973; Sengupta & Kamal 1974) appartenant notamment à la famille des Euphorbiaceae, Araliaceae, Apocynaceae et Simaroubiaceae (Chowdhary 1982). Arora et al (1979) en ont listé 30 : *Ricinus communis* Linn., Kesseru (*Heteropanax fragrans* Seem), Tapioca (*Manihot utilissima* Phol.), *Ailanthus excelsa* Roxb., *Jatropha curcas* L., *Evodia flaxinifolia* Hook., *Sapium cugeniaefolium* Ham., *Ailanthus grandisprain* Rozb., *Ailanthus altissima* Miller., *Carica papaya* Linn., *Xanthoxylum alatum* Roxb, *Coriaria nepalensis*, *Hodgsonia heterochita* Hk., *Ailanthus triphysa* Alston., *Plumeria acutifolia* Poir, *Zanthoxylum rhesta* Roxb., *Sapium sebiferum* Roxb, *Zanthoxylum armatum* Roxb., *Sterculia villosa* Roxb., et *Terminalia catappa* Linn.

L'élevage de parasitoïdes demandant un apport régulier d'œufs, il est important de connaître la biologie de l'hôte de substitution, la durée et la reconnaissance de chaque stade pour synchroniser la production d'œufs avec les émergences programmées de parasitoïdes. Le temps de développement de l'espèce *S.cynthia ricini* (Boisduval) est connu pour des élevages se faisant avec différentes plantes comme source d'alimentation (Devaiah et al. 1985; Neelu, Jagadish & K. 2000; Raja & Samson 1991; Raja & Sartchandra 1998; Reddy, Kotikal & Vijayendra 1989; Thangavelu & Phulon 1983). Cependant les données sur cette durée de développement pour l'élevage de *P.ricini* avec du troène (*ligustrum* sp), sous différentes conditions environnementales restent faible. Ainsi durant notre étude nous avons déterminé la durée du cycle de développement de l'espèce *P.ricini* à différentes températures et avons étudié les stades les plus aptes à être manipulés pour les besoins de la production de parasitoïdes.

## II. Matériels et Méthodes

### A. Description de l'élevage de *Philosamia*

#### 1. Conditions d'élevage

*P.ricini* a été élevé en laboratoire à une température de  $25 \pm 2^\circ\text{C}$ , à une humidité relative de  $75 \pm 5\%$ , avec une photopériode de 16L : 8D.

#### 2. Nourrissage des larves

Le lépidoptère *P.ricini* a été élevé sur feuilles de troène (*Ligustrum* sp) lavées à l'eau pour enlever toutes traces de pesticide ou polluant et mises à sécher avant de les donner à manger.

Le premier et second stade ont été nourris avec des feuilles tendres et des jeunes pousses ; les troisième et quatrième stades avec des feuilles d'âge moyen et le cinquième stade avec des feuilles d'âge avancé (Rana, Prasad & Nigam 1987). Les larves ont été nourries une fois par jour, tous les jours *ad-libitum*. La quantité de nourriture distribuée augmente avec l'âge des larves.

#### 3. Nettoyage de litière

Du papier absorbant placé au fond des boîtes, a été changé tous les deux jours et les boîtes d'élevage ont été vidées des fèces, des feuilles sèches ou non consommées, des mues, des larves en mauvaise santé etc., pour permettre le bon développement et préserver des maladies les larves. Durant la mise en cocon, le minimum de manipulation a été effectué pour nettoyer au mieux la boîte et ne pas interférer dans le processus de tissage.

#### 4. Boîtes d'élevage

Au cours de leur développement les larves grandissent et grossissent rapidement, ainsi l'espace alloué à chaque larve augmente au cours du développement :

Les larves ont été élevées dans différentes boîtes en plastique translucide aérées. Les larves de 1<sup>e</sup> stade dans des boîtes rondes (10.2 cm de diamètre x 7.7 cm de hauteur) ; les larves de 2<sup>e</sup> et 3<sup>e</sup> stades dans des boîtes de 2 litres (13cm largeur x 26cm longueur x 7cm hauteur) ; les larves de 4<sup>e</sup> stade dans des boîtes de 4 litres (27.5cm x 28.5cm x 8.5cm) et les larves de 5<sup>e</sup> stade dans des boîtes de 6 litres (32cm x 14.5cm x 24cm).



## 5. Cocons

Les cocons, retrouvés dans les boîtes des larves de 5<sup>e</sup> stade, ont été récupérés avec précaution, marqués de la date de mise en cocon et entreposés dans une cage. Ils ont été humidifiés à l'aide d'un pulvérisateur tous les jours.

## 6. Imagos

Les imagos qui ont émergés, ont été mis dans une deuxième cage pour s'y reproduire. L'utilisation de deux cages permet d'éliminer les cocons vides sans déranger les imagos, les éventuels accouplements et ainsi réduire l'accumulation de déchets.

Les œufs ont été récupérés à la main tous les jours pour la continuité de l'élevage et pour servir aux expérimentations.

# B. Optimisation de l'élevage de *Philosamia*

## 1. Paniers

Afin de séparer rapidement les larves des fèces, des paniers faits à partir de grillage en plastique, aux dimensions des boîtes d'élevage ont été mis en place. Trois types de paniers avec un vide de maille adapté à la taille des fèces ont été utilisés :

Pour le stade L3 un vide de maille de 0.4cm, pour le stade L4 un vide de maille de 0.7cm et pour le stade L5 un vide de maille de 0.9cm.

## 2. Nombre de larves par boîtes

Dans son étude sur *Bombyx mori*, Islam (1981) a montré que la surpopulation durant les 4<sup>e</sup> et 5<sup>e</sup> stades diminue le temps de croissance de ces stades larvaires et peu ainsi favoriser le développement de maladies. Talukder et al (1990) ont observés que si la densité de population augmente, le taux de mise en cocon et la longévité des adultes diminuaient. Ainsi pour permettre un meilleur développement des larves et limiter la propagation des maladies, un nombre de larves par boîte d'élevage à été déterminé suivant les protocoles de Kumar et Elangovan (2012) et Taukder et al (1990). Les boîtes de 2 litres contenaient 30 L2 ou L3 ; les boîtes de 4 litres contenaient 20 à 30 L4 ; les boîtes de 6 litres contenaient 20 à 30 L5.

### 3. Ajustement de la quantité de nourriture

Afin de limiter l'accumulation de feuilles sèches et non consommées dans les déchets, la quantité de nourriture à été ajustée au nombre de larves par boîte d'élevage.

## C. Etude de la biologie de *Philosamia ricini*

Plusieurs expériences ont été menées pour déterminer les caractéristiques biologiques de l'espèce.

### 1. Détermination du cycle de développement.

Des œufs ont été récoltés à partir de l'élevage puis mis en incubation à différentes températures : Une partie dans une salle à une température de  $24 \pm 2^\circ\text{C}$  et à une hydrométrie de  $75 \pm 5\%$ , avec une photopériode 16 L : 8D. Une deuxième partie dans une étuve maintenue à une température de  $18^\circ\text{C}$  et à une hydrométrie de 80%, avec une photopériode 16L : 8D.

Cinq jours après l'éclosion, les larves ont été individualisées dans des pots en plastiques, de dimension 3.4 cm de diamètre x 6.7 cm de hauteur fermés à une extrémité par du tulle. Ceci afin de permettre la circulation d'air et de maintenir la même hydrométrie que l'enceinte d'expérimentation, dans tous les pots.

A partir du stade L4, les pots étant trop petits pour permettre le développement des larves, ces dernières ont été individualisées dans des tubes en plexiglas de 3.2 cm de diamètre x 14 cm de longueur, fermé aux extrémités par du tulle.

Le temps d'incubation des œufs, la durée de chaque stade larvaire, le temps de développement nymphal et le taux de mortalité de chaque stade ont été notés.

Le stade larvaire supérieur est considéré comme atteint quand une mue (mue du corps et capsule céphalique) est présente parmi les fèces.

### 2. Ralentissement du cycle à différents stades

Afin de synchroniser la production d'œufs de *P.ricini* et la reproduction des parasitoïdes, il est possible que le ralentissement de certains stades reconnaissables soit nécessaire. Ainsi pour tester un éventuel ralentissement de ces stades, des œufs issus de l'élevage ont été mis à  $10.5 \pm 0.5^\circ\text{C}$  et à  $13 \pm 2^\circ\text{C}$ , pour des périodes de temps de 1, 3, 5 ou 7 jours puis ramenés à  $25^\circ\text{C}$ .

Le temps d'éclosion a été noté, ainsi que le taux de mortalité durant les premiers stades larvaires.

Il a été fait de même avec des cocons âgés de 10 jours (temps nécessaire à la larve pour faire son cocon et constituer sa chrysalide) pour une durée d'une semaine. Le temps d'émergence a été noté

### 3. Sex ratio

Le sex ratio a été déterminé à l'émergence des individus sur un échantillon de 117 imagos issu de l'élevage.

La ressource retenant notre attention dans cette étude est la disponibilité en œufs, le sex ratio a donc été calculé suivant la formule :

$$\frac{\text{Nombre de femelles}}{\text{Nombre d'individus dans la population}}$$

### 4. Quantité de nourriture ingérée et poids des larves

La quantité de nourriture ingérée par différents stades a été déterminée quotidiennement.

57 larves de stades L4 et L5 individualisées dans les tubes en plexi glace ont été pesées une fois par jour, à l'aide d'une balance SALTER 1250BKCRDR09, graduation 0.05g.

Il en a été fait de même pour les feuilles de Troène données à manger aux larves et les feuilles données à manger de la veille. Ces mesures ont été faites sur les individus élevés à 25°C. Les mesures commencent le premier jour du stade larvaire, soit dès que la mue est retrouvée. Le poids moyen des larves à l'entrée des stades L4 et L5 peut être déduit de ces mesures.

## III. Analyses statistiques

Les analyses statistiques ont été effectuées à l'aide du logiciel R avec un seuil de significativité de 5%.

Pour l'analyse de la durée des différents stades, les données n'étant pas normalement distribuées, nous avons testé l'effet de la température (10.5°C, 13°C (traitements 1-3-5 ou 7 jours), 18°C, 25°C) sur la durée d'incubation des œufs avec le test de Kruskal-Wallis, suivi par le test post-hoc de Tukey.

L'effet de la température sur la durée du 1<sup>e</sup> stade larvaire a été testé avec le test de Student avec permutation et sur la durée des stades larvaires 2 à 4 avec le test de Mann et Whitney et enfin sur la durée de développement nymphale avec le test de Kruskal-Wallis, suivi par le test post-hoc de Tukey.

Les taux d'éclosion et de mortalité des stades larvaires à différentes températures ont été testés à l'aide de tests de proportions.

Le sex ratio a été comparé à un sexe ratio équilibré avec un test de Chi<sup>2</sup>.

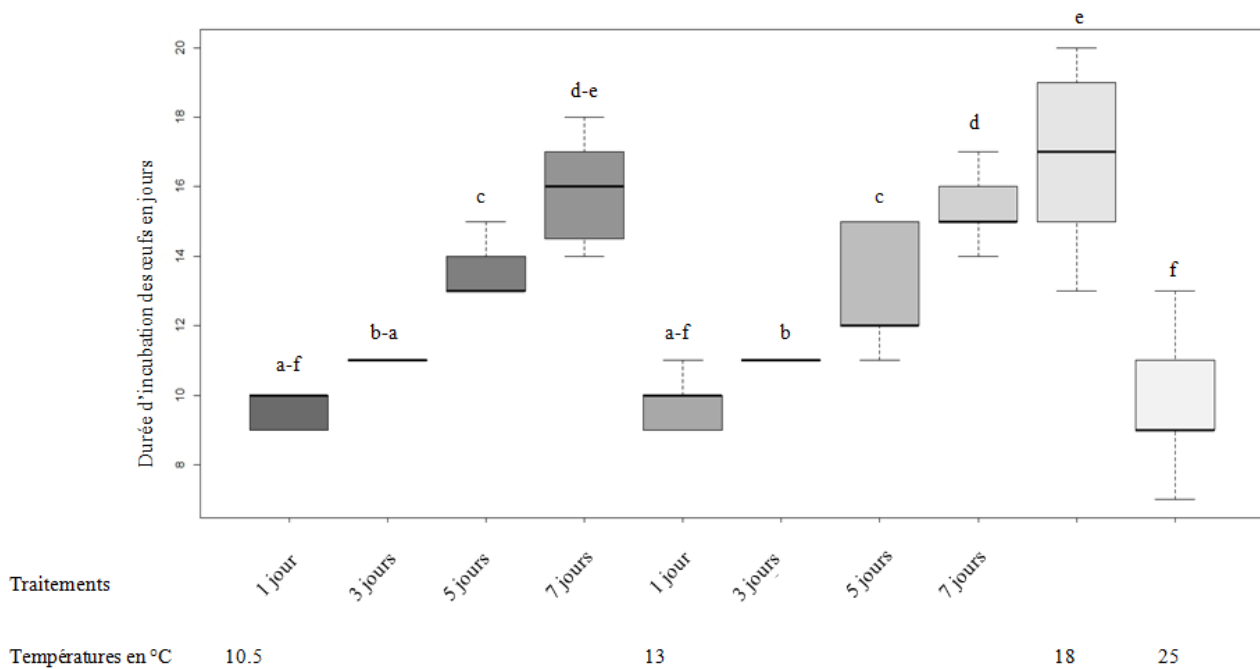
Le poids des larves et la quantité de nourriture ingérée durant les stades L4 et L5 ont été comparé avec un test de Mann et Whitney.

## IV. Résultats

### 1. Durée d'incubation

La température a eu un impact significatif sur la durée d'incubation des œufs ( $H=932.17$ ,  $df=9$ ,  $p<0.001$ ,  $N=845$ , Fig.1). A 25°C le temps d'incubation est plus rapide qu'à 18°C.

Aucun effet des différents traitements n'a été mis en évidence entre les températures 10.5 et 13°C (traitement 1 jour :  $p=1$  ; traitement 3 jours :  $p=1$  ; traitement 5 jours :  $p=0.6$  ; traitement 7 jours :  $p=0.9$ ). De même aucune différence n'a été mise en évidence entre les traitements « 1 jour » et « 3 jours » pour la température 10.5°C ( $p=0.07$ ), entre le traitement « 1 jour » à 13°C et « 3 jours » à 10.5°C ( $p=0.06$ ) ; entre le traitement « 7 jours » à 10.5°C et 18°C ( $p=0.05$ ) et entre les traitements « 1 jours » à 10.5, 13°C et 25°C ( $p=1$  ;  $p=0.9$  respectivement). Toutes les autres comparaisons sont significativement différentes ( $p<0.02$ ).



**Figure 1:** Graphique Boxplot (médiane  $\pm$  intervalle interquartiles) montrant l'impact de la température et des différents traitements sur la durée d'incubation des œufs. (Médianes. 10.5°C : traitement 1 jour : 10, N=42, traitement 3 jours : 11, N=21, traitement 5 jours : 13, N= 40, traitement 7 jours : 16, N=27 ; 13°C : traitement 1 jour : 10, N=35, traitement 3 jours : 11, N=34, traitement 5 jours : 12, N=45, traitement 7 jours : 15, N=142 ; 18°C : 17 jours, N=352 ; 25°C : 9 jours, N=493). Les lettres indiquent une différence significative entre les conditions d'expérimentation à  $p < 0.02$ .

## 2. Durée des stades larvaires

La température impacte aussi significativement la durée du premier au troisième stade larvaire (L1 :  $t=19.2$ ,  $p=0.001$  ; L2 :  $w=5925.5$ ,  $p < 0.001$  ; L3 :  $w=852.5$ ,  $p < 0.01$ ). L'effet de la température sur la durée du quatrième stade n'a pas été mise en évidence (L4 :  $w=173.5$ ,  $p=0.08$ , N=43).

Les stades sont plus courts à 25°C (médianes. 18°C : L1 : 16, N=143, L2 : 12, N=74, L3 : 15, N=21 ; 25°C : L1 : 8, N=159, L2 : 8, N=95, L3 : 8, N=55).

## 3. Durée de développement nymphale

La température modifie significativement la durée du stade nymphale ( $H=304.78$ ,  $df=4$ ,  $p < 0.001$ , N=509). Le temps de développement est plus long à 10.5°C qu'à 18°C ( $p < 0.001$ ) ; à 10.5°C qu'à 25°C ( $p < 0.001$ ) ; à 13°C qu'à 18°C ( $p < 0.001$ ) ; à 13°C qu'à 25°C ( $p < 0.001$ ) ; à 18°C qu'à 25°C ( $p < 0.001$ ). Cependant aucune différence n'a été mise en évidence entre le temps de développement à 10.5 et 13°C ( $p=0.9$ , N=48).

#### 4. Taux d'éclosion

La température (10.5 ou 13°C) à un effet significatif sur le taux d'éclosion pour un même traitement (traitement 3 jours : X-squared = 5.81, df = 1, p= 0.01, N=100 ; 5jours: X-squared = 6.02, df = 1, p = 0.01, N=100 ; 7jours : X-squared = 50.90, df = 1, p<0.01, N=315).

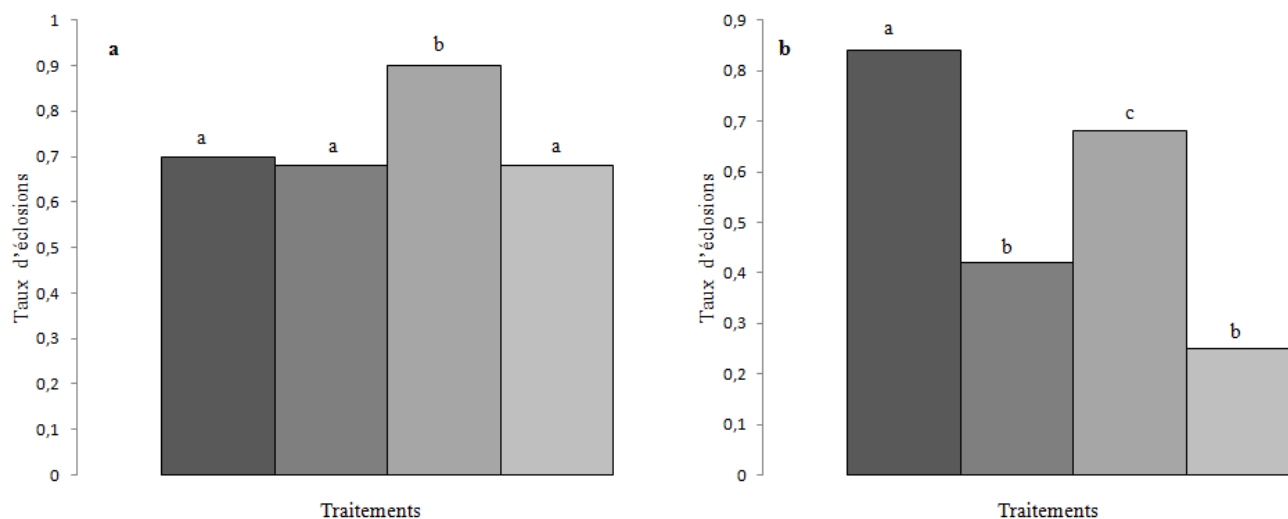
Le taux d'éclosion est plus important à 13°C pour les traitements 3, 5, 7 jours (10.5°C=0.42, 13°C=0.68 ; 10.5°C=0.68, 13°C=0.90; 10.5°C=0.25, 13°C=0.68 respectivement).

Pour une même température il existe une différence entre les traitements (13°C : X-squared = 9.82, df = 3, p-value = 0.02, N=358, Fig.2a ; 10.5°C : X-squared = 56.88, df = 3, p<0.001, N=257, Fig.2b).

Pour la température 13°C, le traitement « 5 jours » présente un taux d'éclosions plus important que les traitements « 1 jour » (X-squared = 5.06, df = 1, p= 0.02) ; « 3 jours » (X-squared = 6.02, df = 1, p = 0.01) ; « 7 jours » (X-squared = 8.48, df = 1, p< 0.01).

Pour la température 10.5°C, le traitement « 1 jour » présente un taux d'éclosions plus important que les traitements « 3 jours » (X-squared = 17.16, df = 1, p<0.001) et « 7 jours » (X-squared = 45.41, df = 1, p<0.001). Le traitement « 5 jours » présente plus d'éclosions que les traitements « 3 jours » (X-squared = 5.81, df = 1, p = 0.01) et « 7 jours » (X-squared = 24.46, df = 1, p<0.001).

Il existe une différence d'éclosion entre 18 et 25°C (X-squared = 17.79, df = 1, p<0.001, N=542) il y a plus d'éclosion à 18°C qu'à 25°C (0.89 et 0.75 respectivement).



**Figure 2:** Histogramme des taux d'éclosions des œufs lors des différents traitements pour la température 13°C (2a). (Traitement « 1 jour » : 0.7, N=50 ; traitement « 3 jours » : 0.68, N=50 ; traitement « 5 jours » : 0.90, N=50 ; traitement « 7 jours » : 0.68, N=208) ; pour la température 10.5°C (2b). (Traitement « 1 jour » : 0.84, N=50 ; traitement « 3 jours » : 0.42, N=50 ; traitement « 5 jours » : 0.68, N=50 ; traitement « 7 jours » : 0.25, N=107). Les lettres indiquent une différence significative entre les différents traitements à  $p < 0.02$ .

## 5. Taux de mortalité

La température a un impact sur le taux de mortalité des larves pour les stades larvaires 1-2-4 (L1 : X-squared = 53.14, df = 1,  $p < 0.001$ , N=390 ; L2 : X-squared = 40.75, df = 1,  $p < 0.001$ , N=288 ; L3 : X-squared = 0.39, df = 1,  $p = 0.52$ , N=167 ; L4 : X-squared = 8.94, df = 1,  $p < 0.01$ , N=82). La mortalité est plus importante à 18°C qu'à 25°C (températures 25,18°C. L1 : 0.13, 0.47 ; L2 : 0.3, 0.73 ; L3 : 0.49, 0.6 ; L4 : 0.37, 1).

La mortalité est différente pour les stades larvaires 1-2-3-4-5 à 25°C (df=1,  $p < 0.001$ . L1-L2 : X-squared = 18.93, N=457 ; L1-L3 : X-squared = 59.17, N=392 ; L1-L4 : X-squared = 44.97, N=319 ; L1-L5 : X-squared = 96.21, N=281 ; L2-L3 : X-squared = 12.45, N=359 ; L2-L4 X-squared = 9.31, N=286 ; L2-L5 : X-squared = 41.4, N=248 ; L3-L5 : X-squared = 16.62, N=183 ; L4-L5 : X-squared = 13.16, N=110). Les jeunes stades montrent moins de mortalité que les stades avancés.

La mortalité est différente pour le stade L1 à 18°C. Ce premier stade montre moins de mortalité que les autres stades. (df=1. L1-L2: X-squared = 12.78,  $p < 0.001$ , N=221; L1-L4: X-squared = 6.36,  $p = 0.01$ , N=153).

## 6. Sex ratio

Le sex-ratio n'est pas équilibré (X-squared=6.23, df=1, p=0.01, N=117), il y a plus de femelles (N=72) que de mâles (N=45).

## 7. Poids des chenilles et quantité de feuilles consommées.

La quantité de nourriture ingérée par les larves durant les stades 4 et 5 diffère significativement ( $W = 165$ ,  $p = 0.01$ , Tab.1). De même pour le poids des larves au début du stade ( $W = 40.5$ ,  $p < 0.001$ , Tab.1)

**Tableau 1:** Poids moyen des larves et de la quantité de nourriture ingérée pendant les stades L4 et L5.

Stades larvaires	L4	L5
Poids moyen des larves au début du stade (en g)	$0.13 \pm 0.06$ , N= 50	$0.8 \pm 0.45$ , N= 33
Poids moyen de feuilles consommés (en g par jour et par larve)	$0.36 \pm 0.35$ , N= 43	$0.83 \pm 0.9$ , N= 14

## V. Discussion

Dans cette étude nous avons étudié la durée du cycle de développement et les caractéristiques biologiques à différentes températures de l'espèce *Philosamia ricini*. Les résultats ont révélé un effet de la température sur ces paramètres.

La durée des trois premiers stades larvaires est plus courte à 25°C qu'à 18°C. En effet la croissance et le développement des larves est directement liée à la température ambiante (Krishnaswami et al. 1972; Kumar & Elangovan 2010, 2012). Plus la température d'élevage est basse plus le temps de développement larvaire est long (Subramanian, Sakthivel & Qadri 2013). A haute température, les larves entrent plus tôt en mue (Rao 1998), le cycle de développement est donc plus rapide.

Ainsi il est possible de ralentir le cycle de développement larvaire en exposant les individus à une température de 18°C. Pourtant les résultats montrent un fort taux de mortalité, pour tous les stades larvaires à 18°C, de même les larves élevées à 10.5 et 13°C, meurent rapidement au cours du premier stade larvaire (données personnelles). En effet la température affecte la croissance larvaire



et le taux de survie (Gomma & Ahmad. 1972). Il a été reporté que les larves sont capables de grandir sous des températures comprises entre 15 et 40°C (Khan 1983; Kumar & Elangovan 2012). Cependant la plage de température idéale d'élevage assurant une croissance normale des larves se situe entre 20 et 30°C (Khan 1983; Kumar & Elangovan 2012). Les températures en dessous de 20°C causent des problèmes de croissances (Ueda 1982). Plus le temps passé au froid est long, plus la perte d'individus des premiers stades (L1-L2) augmente (Benchamin, Rao & Raju 1989). Ainsi dans notre étude, tout au long de leur croissance les larves ont été affectées par la température ce qui expliquerait le taux de mortalité élevé chez les différents stades.

Dans notre étude le stade L4 élevé à 18°C semble présenter une plus grande mortalité que le premier stade larvaire. Les larves élevées à basse température qui ont résisté au froid sont sujettes aux maladies bactériennes et virales dans les stades supérieurs (Benchamin et al. 1989). De plus il a été montré que les larves âgées (L4-L5) sont plus sensibles à la température que les jeunes larves (L1 à L3) (Dingle et al. 2005; Kumar & Elangovan 2012). Ayant résisté au froid lors des premiers stades et étant plus sensible à la température, il est normal que les individus du stade L4 présentent une forte mortalité. Le ralentissement du cycle larvaire peut éventuellement se faire mais pas sur toute la durée de développement : sur la durée d'un stade, ou sur quelques jours du stade.

L'élevage expérimental à 25°C présente lui aussi une forte mortalité au cours des différents stades. Les premiers stades présentent une mortalité plus faible que les derniers. Ceci pourrait être expliqué par l'humidité qui influence la croissance et le développement larvaire (Hamilton 1950; Jaiswal & Kumar 2005; Kumar & Elangovan 2010). Les besoins en eaux des premiers stades larvaires sont importants, la quantité nécessaire à leur croissance est en partie assimilée par la nourriture avec les feuilles tendres, mais aussi par l'humidité ambiante (Ueda 1982). Au contraire les larves du dernier stade exigent moins d'eau que celle qui est contenue dans les feuilles (Ueda 1982) et ne tolèrent pas une haute humidité (Kumar et al 2012). Il a été rapporté que l'humidité optimale pour assurer la croissance normale des larves est :  $75 \pm 2\%$  (Dingle et al. 2005; Krishnaswami et al. 1972). Dans nos expérimentations, la température ( $24 \pm 2^\circ\text{C}$ ) est comprise dans la plage de température optimale, l'humidité relative pouvait atteindre 80%. Ce dernier facteur peut être la cause d'un si grand taux de mortalité dans nos expérimentations. L'humidité utilisée conviendrait aux jeunes larves mais pas aux larves de derniers stades. Ici les expérimentations ont été faites dans la même pièce tous stades confondus. Les individus ont donc été exposés durant tout leur cycle à la même hydrométrie ce qui pourrait influencer le taux de mortalité. Il serait donc préférable d'élever les premiers et le dernier stade dans deux salles différentes ayant des hydrométries appropriées à l'âge des larves.

Le cycle photopériodique influence aussi le développement larvaire (Ali & Salem 1981; Ali & Salem 1982; Eid, Salem & Ali 1981; Jaiswal & Kumar 2005; Kumar & Elangovan 2010; Salem & Ali 1981). La photopériode utilisée dans notre étude est celle recommandée et utilisée dans la plupart des élevages de vers à soie (Benchamin et al. 1989; Hamano, Ikeda & Shen 1994; Krishnaswami et al. 1972; Ramesha et al. 2012; Singh et al. 2012), aussi la photopériode ne peut être mise en cause pour la mortalité observée.

La qualité des conditions d'élevage peuvent influencer la mortalité larvaire (Kumar & Elangovan 2012). Dans leur étude, Subramanian et al (2013) montrent que nettoyer les boîtes d'élevage quotidiennement, diminue la mortalité larvaire. Durant les tests expérimentaux, la litière était changée tous les jours. Ainsi ce n'est pas la propreté des tubes dans lesquels sont élevées les larves qui peut être la cause d'un si fort taux de mortalité.

La qualité de la nourriture agit sur la croissance et le développement des larves (Chandrashekhar, Sanappa & Govindan 2003; Hazarika, Barah & Chakravorty 2005) mais aussi sur leur espérance de vie (Dingle et al. 2005; Sannappa et al. 2007; Thangavelu & Phulon 1983). Lors des tests les larves ont été alimentées sur du troène, *Ligustrum* sp. Bien que l'élevage de *P. ricini* se fasse fréquemment sur cette plante hôte, il est possible que le troène utilisé pour les expérimentations ne soit pas de bonne qualité, conduisant ainsi à beaucoup de perte. De plus les feuilles de troène ayant été prélevées dans la nature, il est possible que ces dernières aient été vectrices de nombreuses maladies. Parmi ces maladies nous en recensons trois types principaux : les maladies virales, bactériennes (*Bacillus thuringiensis*) et fongiques qui sont mortelles.

Le temps de développement nymphale observé à 25°C est similaire avec les résultats d'autres études menées sur d'autres plantes hôtes (Chowdhary 1982; Dingle et al. 2005; Patil 2004; Ravishankar et al. 2000), ce qui confirme bien que la nourriture n'a pas d'influence sur la durée de développement nymphale.

Pour permettre le ralentissement du stade nymphal, différentes températures (18°C, 10.5°C et 13°C durant une semaine) ont été testées. Aucune différence dans la durée de développement à ce stade n'a été mise en évidence entre les passages à 10.5 et 13°C pour une semaine. L'une ou l'autre température peuvent être utilisées pour ralentir efficacement ce stade de développement. Cependant il a été montré que la température affecte les caractéristiques des cocons (Gomma & Ahmad. 1972). Dans leur étude sur *Samia cynthia ricini*, El-Shaarawy et al (1983) ont montré qu'il était possible de maintenir des chrysalides à 10°C pendant 60 jours, ou à 5°C, 10°C, 15°C pendant 30 jours sans

aucun impact sur l'achèvement de la génération suivante. Les meilleurs taux de survie et de développement se produisent après l'exposition à 15°C pendant 30 jours. Passer 90 jours les chrysalides ne donne pas d'adultes, ou ces derniers ne se reproduisent pas. Dans notre étude le temps de développement à 18°C étant différent du temps de développement à 25°C et des passages à 10.5 et 13°C, il est possible de mettre en place trois rythmes de développement nymphal. Suivant l'étude de El-Shaarawy et al (1983) il serait intéressant de déterminer le temps de développement à 5°C, 10°C, 15°C pendant 30 jours pour ainsi augmenter les possibilités de contrôle de la période nymphal et donc de la production d'œuf.

Le temps d'incubation des œufs à 25°C observé est en accord avec de précédentes études (Basaiah 1988; Jolly et al. 1979; Misra 1986; Patil 2004; Patil & Savanurmath 1994; Sarkar & Sampath 1988; Vishalkumar 1983). La durée d'incubation étant plus longue à 18°C qu'à 25°C, il est possible de mettre en place un retardement des éclosions et ainsi maîtriser la population dans l'élevage. Ce ralentissement est d'autant plus envisageable que le taux d'éclosion à 18°C est plus important qu'à 25°C. Cette différence peut être expliquée par une humidité relative plus stable et élevée dans les tests à 18°C qu'à 25°C.

Le temps d'incubation des œufs ne diffère pas entre les températures 10.5 et 13°C lors des traitements 1-3 et 7 jours. Bien que ces deux températures présentent un assez bon taux d'éclosion pour les différents traitements, les taux d'éclosions sont meilleurs à 13°C. Ainsi il serait préférable de favoriser cette température. Cependant les larves mourant précocement après l'éclosion (données personnelles), ces températures ne peuvent pas être envisagées pour un éventuel ralentissement de la durée d'incubation. Dans leur étude sur *P. ricini*, Rao et Kakati (1975) ont montrés que les œufs peuvent être réfrigérés sans altérer l'embryon, jusqu'à 10 jours à 4-5°C à partir du 6<sup>e</sup> jour après la ponte. Il en résulte une assez bonne éclosion (79.2%). Dans notre étude les œufs ont été placés à 10.5 ou 13°C le jour même de la ponte. Cette différence d'âge pourrait expliquer la mortalité prématurée observée lors de notre étude. Les embryons étant plus vieux, subissent moins l'impact des basses températures. En effet les premiers stades du développement embryonnaire du ver à soie sont plus résistants aux basses températures qu'ils ne le sont aux stades plus avancés (Dingle et al. 2005). Chez les jeunes œufs, la tolérance aux basses températures diminue progressivement avec l'augmentation de la période d'incubation des œufs. L'éclosion peut ainsi être retardée pendant 2 à 3 jours par réfrigération (Dingle et al. 2005). Dans leur étude sur *Bombyx mori*, Chaturvedi et Upadhyay (1990) ont constaté que le taux d'éclosion des jeunes œufs diminue progressivement quand ils étaient stockés au froid au-delà de 5 jours. Dans notre étude, ce résultat se confirme pour

la température 13°C, puisque le taux d'éclosion lors du traitement 5 jours est plus important que lors du traitement 7 jours. Pour la température 10.5°C plus le temps passé à cette température augmente, plus le taux d'éclosion diminue. Pour les deux températures, le taux d'éclosion lors du traitement 5 jours est meilleur que lors de tous les autres traitements.

Lors de notre étude, le sexe ratio est biaisé en faveur des femelles. Ce résultat s'avère avantageux pour l'élevage de parasitoïdes. Comme les femelles pondent même si elles ne se sont pas accouplées (données personnelles), la production d'œufs nécessaire pour l'élevage des parasitoïdes est assurée même si l'élevage ne contient aucun mâle. De plus les œufs non fécondés pourraient représenter une ressource attractive pour les parasitoïdes. Ne contenant pas d'embryon, il n'y aurait pas de compétition pour la ressource alimentaire dans l'œuf entre les parasitoïdes et la larve du lépidoptère.

Il a été montré que les saisons et l'interaction nourriture-saisons ont un effet sur le sexe ratio (Manjunatha 2008). Aussi il est possible qu'au cours de l'année la proportion de femelles soit plus faible que lors de notre étude, entraînant une production moins importante d'œufs.

Les larves de stade L5 mangent plus de nourriture que les larves de stade L4. Dans son étude sur *Antherea assama* Westwood (Saturniidae), Barah et al (1989) ont montrés que 80,1% de la consommation de nourriture se fait lors du 5<sup>e</sup> stade larvaire. Des résultats similaires ont été obtenus chez *Philosamia ricini* (Poonia 1978; Reddy & Alfred 1979). Sur la totalité de la quantité de nourriture mangé, la plus grosse partie se fait durant le stade final (Scriber & Slansky 1981; Waldbauer 1968). Cette augmentation de consommation peut être due à la phase préparatoire de reproduction des futurs imagos. Les futurs changements physiologiques chez les larves matures pourraient influencer la consommation de nourriture (Kumari & Roy 2011).

## VI. Conclusion et perspectives

Notre étude vise à déterminer le meilleur procédé pour la maîtrise du développement de l'espèce *Philosamia ricini* et de la production d'œufs qui serviront à l'élevage de parasitoïdes contre le ravageur palmivore *Paysandisia archon*. Lors de notre étude nous avons donc étudié l'effet de différentes températures sur le cycle de développement de l'espèce *P.ricini* au cours des divers

stades. En se basant sur nos résultats, il semble que la mise en place d'un ralentissement du cycle de développement soit possible. Cependant tous les stades ne sont pas à manipuler de la même façon.

On pourra conserver les cocons à 10.5°C, 13°C ou 18°C pour étaler leur émergence dans le temps, retarder l'éclosion des œufs à 18°C. Le cycle de développement des stades larvaires pourra être ralenti à 18°C avec un taux élevé d'humidité pour les jeunes stades (L1-L2) et avec un faible taux d'humidité pour les derniers stades (L4-L5). Ce ralentissement pourra se faire sur la durée d'un stade, voir sur quelques jours du stade afin d'éviter une trop forte mortalité.

Afin d'augmenter les possibilités de retardement de l'éclosion, il serait intéressant d'expérimenter de nouveau les traitements de notre étude (réfrigération des œufs à 10.5-13°C pendant 1-3-5 ou 7 jours) avec des œufs de 6 jours comme dans l'étude de Rao et Kakati (1975).

Bien que les résultats obtenus nous renseignent sur les meilleures possibilités de contrôle de la durée du cycle, des améliorations supplémentaires pourraient être apportées pour augmenter la production, le rendement et faciliter l'élevage.

La nourriture étant un facteur important influençant l'état sanitaire des larves, l'utilisation d'un milieu artificiel à déjà été envisagé dans de nombreuses études (Fujimoto et al. 2001; Hashimoto, Yamano & Morishima 2007; Hosny, Mariy & Megalla 1986; Joshi 1992; Liu et al. 1982; Liu et al. 1983; Lu & Chien 1979; Shimizu 1993) pour améliorer les caractéristiques de l'élevage, et pour des raisons pratique lié à la recherche de nourriture (l'utilisation de cette forme de nourriture, épargne la recherche et la récolte de plantes dans la nature ainsi que les manipulations nécessaires avant que ces dernières soient consommées). L'emploi de milieu artificiel apporterait ainsi de nombreux avantages.

L'alimentation par milieu artificiel permettrait, tout comme la température, une maîtrise du cycle de développement. La nature de la plante utilisée comme alimentation, influence la durée de développement des larves (Devaiah et al. 1985; Dingle et al. 2005; Hazarika et al. 2003; Neelu et al. 2000; Raja & Samson 1991; Raja & Sartchandra 1998; Reddy et al. 1989; Thangavelu & Phulon 1983), et le temps d'incubation (Basaiah 1988; Reddy et al. 1989; Sannappa 1997). L'emploi de milieux artificiels à base de diverses plantes hôtes pourrait venir compléter l'usage de différentes températures pour accélérer ou ralentir la croissance des individus. De plus le taux de survie larvaire peut être augmenté grâce à de la nourriture artificielle contenant de la poudre de feuille de *Ricinus communis* (Hosny et al. 1986).

Le cycle de développement de *P. ricini* peut aussi être contrôlé grâce à la concentration en protéines du milieu nutritif. Un milieu artificiel assez riche en protéines pourrait stimuler la mue. Dans son étude sur *Bombyx mori*, Hamano et al (1994) ont montrés que le passage au stade larvaire supérieur s'effectue après avoir consommé une certaine quantité de nourriture et stocké une certaine quantité de protéines. Il existe une concentration minimale de protéines contenue dans la nourriture pour induire la production d'ecdystéroïdes et donc la mue. Plus la concentration de la nourriture est faible en protéines plus le temps de développement est lent et plus le nombre de larves qui passent au stade larvaire suivant est faible. En utilisant un milieu artificiel contenant une concentration protéique adaptée, le cycle de développement pourrait être accéléré.

La nature de la plante utilisée comme aliment influence aussi la fécondité des individus (Manjunatha 2008). Reddy et al (1989) ont relevé la plus grande fécondité quand l'élevage se fait sur *Ricinus communis*. De plus il à été montré que la taille et le poids des larves et des chrysalides était plus élevé quand l'élevage se faisait sur cette même plante (Debaraj et al. 2003; Devaiah & Dayashankar 1982; Devaiah et al. 1985; Hazarika et al. 2003; Kapil 1967; Kumar, Prasad & Saha 1993; Neelu et al. 2000; Raja & Samson 1991; Raja & Sartchandra 1998; Reddy et al. 1989; Thangavelu & Phulon 1983). En utilisant un milieu nutritif à base de *R. communis*, nous obtiendrions une meilleure croissance, des cocons plus gros, et une meilleure fécondité (Nagalakshamma 1987). Ainsi la même quantité d'œufs pourrait être obtenue à partir d'un nombre plus restreint d'individus.

Enfin l'utilisation d'un milieu nutritif artificiel éviterait l'apport de maladies transmises par les feuilles récoltées dans la nature.

Bien que durant notre étude, les feuilles récoltées *in natura* ai été rincée à l'eau pour éliminer les traces de pollutions et pathogène ; cette technique de nettoyage n'est pas infaillible. Il serait donc indispensable, si l'utilisation d'un milieu nutritif artificiel ne peut se faire, de procéder à la désinfection systématique des feuilles suivant le protocole proposé par l'Office Pour les Insectes et leur Environnement (OPIE).

Ce protocole consiste à tremper le feuillage alimentaire 10 min en solution d'eau javellisée à 10%, suivi d'un rinçage de 30 min à l'eau clair, puis d'un essorage. Les locaux d'élevage pouvant aussi être facteurs de contamination, il serait préférable de désinfecter régulièrement ces derniers suivant les protocoles établit.

Les salles et matériel d'élevage doivent être désinfectés à l'aide d'une solution de formol de 2% à 4% (Deka, Dutta & Devi 2011; Dingle et al. 2005; Manjunatha 2008; Venu & Munirajappa. 2013) et une solution de chaux à 5% (Kumar & Elangovan 2012). Après la pulvérisation, la salle d'élevage doit restée fermée hermétiquement afin de rendre le processus de désinfection efficace pendant 24 heures, et maintenue à 25°C pour la diffusion rapide du gaz de formaldéhyde (Dingle et al. 2005). La chambre sera aérée pendant au moins 12 heures pour enlever les traces de vapeur de formol laissées dans la salle avant le début des expériences d'élevage (Deka et al. 2011; Manjunatha 2008).

Dans notre étude nous avons émis de nombreuses hypothèses quant à la mortalité des larves à différentes températures. De nombreuses études se sont intéressées à l'utilisation de la nourriture dans le développement et la croissance chez *Philosamia ricini* (Joshi 1984, 1985; Kapil 1963; Pant, Ramana & Sarkar 1986; Poonia 1978; Rana et al. 1987; Reddy & Alfred 1979). Pour compléter nos connaissances sur l'influence de la température sur la croissance des larves, il serait donc intéressant d'étudier la façon dont la nourriture est utilisée dans le développement larvaire suivant les conditions d'élevage (Mishra & Upadhyay 1995 ). En utilisant les protocoles déjà établit dans de nombreuses études (Barah et al. 1989; Joshi 1984; Kumari & Roy 2011; Rath, Prasad & Sinha 2003; Seidavi 2009) il serait possible de mieux comprendre l'assimilation alimentaire et de déterminé un indice de croissance et de développement suivant la température ce qui serait un argument complémentaire pour déterminer les températures d'élevage envisageables.

## VII. Bibliographie

- Aguilar, L., Miller, J. Y. & Sarto i Monteys, V.** 2001. A new lepidopteran family for the European fauna. *SHILAP Revista lepidopterología, Madrid*, **29**, 86-87.
- Ali, M. A. & Salem, M. S.** 1981. Photoperiod in relation to the development and reproduction of the eri silkworm *Philosamia ricini* Boisduval. *Agricultural Research Review*, **56**, 101-108.
- Ali, M. A. & Salem, M. S.** 1982. Photoperiod in relation to the development and reproduction of the erisilkworm *Philosamia ricini* Boisduval. *ACTA AGRONOMICA ACADEMIAE SCIENTIARUM HUNGARICAE*, **31**, 347-351.
- Andre, N., Chapin, E. & Villa, C.** 2011. Lutte biologique contre le papillon palmivore: Synthèse de 3 années d'expérimentation. In: *AFPP - Quatrième conférence internationale sur les méthodes alternatives en protection des cultures.*, pp. 525-534. Lille.
- Arora, G. S. & Gupta, L. J.** 1979. Taxonomic studies on some of the Indian non-mulberry silk moths (Lepidoptera : Saturniidae). *Mem. Zool. Survey India*, **16**, 49-54.

- Barah, A., Goswami, M. C. & Samson, M. V.** 1989. Consumption and utilization of food in different instars of muga silkworm *Antberses assama* Westwood. *Proc. Indian Acad. Sci. (Anim. Sci)*, **98**, 99-103.
- Basaiah, J. M. M.** 1988. Consumption and utilization of castor and tapioca by Eri Silkworm, *Samia cynthia ricini* Boisduval, Univ. Agric. Sci.
- Benchamin, K. V., Rao, V. & Raju, P. J.** 1989. Effect of cold storage of newly hatched larvae on survival rate, growth and egg production in silkworm *Bombyx mori* L. *Proc. Indian Acad. Sci*, **98**, 27-33.
- Bigler, F. & Brunetti, R.** 1986. Biological control of *Ostrinia nubilalis* (Hubner) by *Trichogramma maidis* (Pintureau and Voegelé) on corn for seed production in Southern Switzerland. *J. Appl. Entomol*, **102**, 303-308.
- Chandrashekhar, S., Sanappa, B. & Govindan, R.** 2003. Effect of feeding leaves of some mulberry varieties on the performance of pupal, adult and egg traits of NB4D2 silkworm breed. *Proceedings of recent researches of Indian sericulture industry*, 61-63.
- Chapin, E.** 2006. *Paysandisia archon* : situation 5 ans apres son signalement. In: *AFPP - Iere COZNA*, pp. 157-163. Avignon.
- Chaturvedi, M. L. & Upadhyay, V. B.** 1990. Effect of cold storage on the hatchability of silkworm (*Bombyx mori*) eggs. *Journal of Advanced Zoology*, **11**, 63-65.
- Chowdhary, S. N.** 1982. *Eri Silk Industry*: Published by Directorate of Sericulture and weaving Government of Assam.
- Cock, M. J. W.** 1985. The use of parasitoids for augmentative biological control of pests in the People's Republic of China. *Biological News and Information*, **6**, 213-223.
- Colazza, S., Privitera, S., Campo, G., Peri, E. & Riolo, P.** 2005. *Paysandisia archon* (Lepidoptera, Castniidae): a new record for Sicily. *Informatore Fitopatologico*, **5**, 56-57.
- Debaraj, B. K., Singh, P. K., Das & Suryanarayana, N.** 2003. *Payam* : An evergreen host plant of eri silkworm. *Indian Silk*, **42**, 5-6.
- Deka, M., Dutta, S. & Devi, D.** 2011. Impact of Feeding of *Samia cynthia ricini* Boisduval (red variety) (Lepidoptera: Saturniidae) in Respect of Larval Growth and Spinning. *International Journal of Pure and Applied Science and Technology*, **5**, 131-140.
- Delle-Vedore, R., Beaudoin-Ollivier, L., Hossaert-Mckey, M. & Frérot, B.** 2012. Reproductive biology of the palm borer, *Paysandisia archon* (Lepidoptera: Castniidae). *Eur. J. Entomol.*, **109**, 289-292.
- Devaiah, M. C. & Dayashankar, K. N.** 1982. Effect of different host plants on the economic trait of eri silkworm, *Samia cynthia ricini* Boisduval (Lep: Saturniidae). In: *Nat Seminar: Silk Res. Dev., CSB, Bangalore*.
- Devaiah, M. C., Rajashekharagouda, R., Suhas, Y. & Govindan, R.** 1985. Growth and silk production in *Samia cynthia ricini* Boisduval fed on four different host plants. *Indian Journal of Sericulture*, **24**, 33-55.
- Dingle, J. G., Hassan, E., Gupta, M., George, D., Anot, L. & Begum, H.** 2005. Silk Production in Australia. Rural Industries Research and Development Corporation.
- Drescher, J. & Dufay, A.** 2001. Un nouveau ravageur des palmiers dans le sud de la France. *PHM Revue Horticole*, **429**, 48-50.
- Drescher, J. & Jaubert, R.** 2003. *Paysandisia archon* continue sa progression *PHM Revue Horticole*, **445**, 49-51.
- Eid, M. A. A., Salem, M. S. & Ali, M. A.** 1981. Effects of feeding type and photoperiods on the larvae of the silkworm, *Philosamia ricini* Boisduval. *Agricultural Research Review*, **56**, 117-125.
- El-Shaarawy, M. F., Gomaa, A. A. & Hosny, A.** 1983. Studies on preserving the eri silkworm *Philosamia ricini* Boisd. during the pupal stage under different regimes of low temperature. *Mededelingen van de Faculteit Landbouwwetenschappen, Rijksuniversiteit Gent*, **48**, 393-400.



- Fujimoto, S., Toshimori-Tsuda, I., Kishimoto, K., Yamano, Y. & Morishima, I.** 2001. Protein purification, cDNA cloning and gene expression of lysozyme from eri-silkworm, *Samia cynthia ricini*. *Comp. Biochem. Physiol. B*, **128**.
- Gomma, A. & Ahmad.** 1972. Biological study on the eri silkworm, *Attacus ricini* Boisd. *Indian Journal of Sericulture*, **1**, 81-88.
- Hamano, K., Ikeda, A. & Shen, W.** 1994. Relationship between Food Consumption and Molting of the Silkworm, *Bombyx mori*. *Proc. Japan Acad.*, **7**, 146-150.
- Hamilton, A. G.** 1950. Environmental aspects: Humidity. *Trans. Roy Entomol Soc. London* **85**. Madge, P.E. *Australian J. Zool.*, 327.
- Hashimoto, K., Yamano, Y. & Morishima, I.** 2007. Induction of tyrosine hydroxylase gene expression by bacteria in the fat body of eri-silkworm, *Samia cynthia ricini*. *Comparative Biochemistry and Physiology, Part B*, **149**, 501-506.
- Hassan, S. A.** 1981. Mass-production and utilization of Trichogramma. Four years of successful biological control of the European corn borer (*Ostrinia nubilalis*). *Meded. Fac. Landbouww. Rijksuniv. Gent*, **46**, 417-427.
- Hazarika, U., Barah, A. & Chakravorty, R.** 2005. Physiological and biochemical response of castor (*Ricinus communis* Linn.) to application of NPK and their correlation with economic parameters of eri silkworm (*Samia ricini* Donovan). In: *Proceeding of 20th Congress of the International sericulture commission*, pp. 94-98. Bangalore India.
- Hazarika, U., Barah, A., Phukon, J. D. & Benchamin, H. V.** 2003. Studies on the effect of different food plants and season on the larval development and cocoon characters of silkworm *Samia cynthia ricini* Biosduval. *Bulletin of Indian Academy of Sericulture*, **7**, 77-85.
- Hosny, A., Mariy, F. M. & Megalla, A. H.** 1986. Evaluation of using different varieties of castor leaves in a semi-synthetic diet for the eri silkworm *Philosamia cynthia ricini* (Boisd). *Annals of Agricultural Science, Moshtohor*, **24**, 2237-2247.
- Islam, B. N.** 1981. Improvement of silkworm multiplication and silk production under Bangladesh condition. A monograph of sericulture. In: *Department of Entomology, Bangladesh Agricultural University*, p. 83: Mymensingh.
- Jaiswal, K. & Kumar, R.** 2005. Level of adoption of different sericulture technologies at farmers level in Eastern Zone of Uttar Pradesh. *Proceeding of the 20th Congress of the International Sericulture Commission*, 296-301.
- Jolly, M. S., Sen, S. K., Sonwalkar, T. N. & Prasad, G. K.** 1979. Non-mulberry Silks. (Ed. by F.A.O). Rome.
- Joshi, K. L.** 1984. Sex-specific consumption and utilization of food by eri silkworm *Philosamia ricini* Hutt. (Lep.: Satur.). *Sericologia*, **24**, 21-27.
- Joshi, K. L.** 1985. Relationship between food consumption and fecundity of eri silkworm *Philosamia ricini* Hutt. (Lep.: Satur.). *Sericologia*, **25**, 301-305.
- Joshi, K. L.** 1992. Utilization of dietary constituents (total sugars, total proteins and total lipids) by larvae of the eri silkworm, *Philosamia ricini* Hutt. (Lepidoptera: Saturniidae). *Indian Journal of Entomology*, **54**, 62-65.
- Kapil, R. P.** 1963. Quantitative feeding of larvae of *Philosamia ricini*. *Indian Journal of Entomology*, **25**, 233-241.
- Kapil, R. P.** 1967. Effect of feeding different host plants on the growth of larvae and weight of cocoons of *Philosamia ricini* Hutt. *Indian Journal of Entomology*, **29**, 295-296.
- Khan, Z. I.** 1983. Resham (Special issue). *Bangladesh Sericulture Board, Rajshahi*, 8-26.
- Krishnaswami, S., Narsimhanna, M. N., Suryanarayana, S. K. & Kumarraj, S.** 1972. *Silkworm rearing*. Rome: Food and Agriculture Organisation, U.S.A.
- Kumar, R. & Elangovan, V.** 2010. Rearing Performance of Eri Silkworm *Philosamia ricini* in Monsoon Season of Uttar Pradesh. *Asian j.exp.biol.sci*, **1**, 303-310.

- Kumar, R. & Elangovan, V.** 2012. Rearing performance of different eco-races of eri silkworm (*Philosamia ricini*) Donovan during Summer season of Uttar Pradesh. *Journal of Experimental Zoology*, **15**, 163-168.
- Kumar, R., Prasad, D. N. & Saha, L. M.** 1993. A note on secondary food plants of Eri silkworm. *Indian Silk*, **31**, 20-21.
- Kumari, N. & Roy, S. P.** 2011. Some aspects of the identification of nutritionally efficient silkworms (insecta: Lepidoptera: Bombycoidea), their metabolic rate and sustainable development as energy resources. *An international quarterly journal of life sciences*, **6**, 475-481.
- Lamas, G.** 1995. A critical review of J.Y. Miller's checklist of the neotropical Castniidae (Lepidoptera). *Revta Peruana Entomol*, **37**, 73-87.
- Li, L. Y.** 1982. Trichogramma sp. and their utilization in People's Republic of China. In: *Les trichogrammes. Ier Symposium International*, pp. 23-29. Antibes.
- Liu, S. S., Zhang, G. M. & Zhang, F.** 1998. Factors influencing parasitism of *Trichogramma dendrolimi* on eggs of the Asian corn borer, *Ostrinia furnacalis*. *BioControl*, **43**, 273-287.
- Liu, Z. C., Sun, Y. R., Wang, K. R., Wu, J. Q., Chen, D. J., Zhen, J. C., Liang, Y. F. & Tan, L. C.** 1982. Studies and demonstrations of large-scale rearing of *Philosamia cynthia ricini* on an artificial diet. *Guangdong Nongye Kexue*, 35-36.
- Liu, Z. C., Wang, K. Y., Wu, C. T., Sun, Y. Y., Wang, C. Y., Chen, T. C., Tsueng, C. C., Lian, Y. J. & Tam, L. S.** 1983. Rearing the factitious host of trichogrammatid wasp-(eri-silkworm) on artificial diets. *Acta entomologica sinica*, **26**, 165-171.
- Lu, H. S. & Chien, J. F.** 1979. Advances in research on the artificial diet for rearing eri-silkworm, *Philosamia cynthia ricini*. *Scientia Agricultura Sinica*, 84-90.
- Manjunatha, N. C.** 2008. Growth, developement and economic cocoon parameters of eri silkworm *Samia cynthia ricini* Boisduval on new hosts, University of Agricultural Sciences, Dharwad.
- Mérit, X. & Mérit, V.** 2002. Une nouvelle espèce pour la France, *Paysandisia archon* (Burmeister, 1879), un ravageur de palmiers (Lepidoptera, Castniidae). *Bulletin des Lépidoptéristes Parisiens*, **11**, 41-43.
- Miller, J. Y.** 1995. Castniidae. In: *Association for Tropical Lepidoptera* (Ed. by A. o. N. L. C. P. 2.), pp. 133-134, 176-177. Gainesville: Scientific Publishers.
- Millet, S., Bonhomme, A. & Panchaud.** 2007. Towards a means of biological control of *Paysandisia archon*: A fungus coming to the aid of palm trees. *Phytoma*, **604**, 38-42.
- Mills, N. J. & Kulmann, U.** 2000. The relationship between egg load and fecundity among *Trichogramma* parasitoids. *Ecological entomology*, **25**, 315-324.
- Mishra, A. B. & Upadhyay, V. B.** 1995 Influence of temperature on the silk producing potential of multivoltine *Bombyx mori* L. race nistari. *Sericologia*, **35**, 217-222.
- Misra, S. D.** 1986. *Ericulture*. Bangalore: Boraiah, G., Suramya.
- Montagud Alario, S. & Rodrigo Coll, I.** 2004. *Paysandisia archon* (Burmeister, 1880) (Lepidoptera, Castniidae): nueva plaga de palmáceas en expansión. *Phytoma España*, **157**, 40-53.
- Nagalakshamma, K.** 1987. Investigation on some aspects of seed technology in Eri silkworm *Samia cynthia ricini* Boisduval, Univ. Agric. Sci.
- Nagarkatti, S., Giroux, K. J. & Keeley, T. P.** 1991. Rearing *trichogramma nubilale* [Hymenoptera: Trichogrammatidae] on eggs of tobacco hornworm, *Manduca sexta* [lepidoptera:sphingidae]. *ENTOMOPHAGA*, **36**, 443-446.
- Nash, D. R., Agassiz, D. J. L., Godfray, H. C. J. & Lawton, J. H.** 1995. The pattern of spread of invading species: two leaf-mining moths colonizing Great Britain. *Journal of Animal Ecology*, **64**, 225-233.
- Neelu, N., Jagadish, P. S. & K., N. C. B.** 2000. Evaluation of the volumetric attributes of the eri silkworm reared on various host plants. *International Journal of Wild Silkmoth and Silk*, **5**, 36-38.

- Neupane, F. P., Thapa, R. B. & Parajulee, M. N.** 1990. Life and seasonal histories of the eri silkworm, *Samia cynthia ricini* Hutt. (Lepidoptera: Saturniidae), in Chitwan, Nepal. *Journal of Institute of Agriculture: Animal Science*, **11**, 113-120.
- Pant, R., Ramana, D. & Sarkar, A.** 1986. Consumption and utilization of food in *Philosamia ricini* larva during development. *Sericologia*, **26**, 49-54.
- Patil, G. M.** 2004. Organically raised *Mechelia champaca* L. a potential new host plant of eri silkworm, *Samia cynthia ricini* Boisduval. In: *Abstract of the National Seminar on Prospects of Organic Sericulture and Seri-byproduct utilization*, pp. 39-52.
- Patil, G. M. & Savanurmah, C. J.** 1994. Eri silkworm– The poorman’s friend. *Indian Silk*, **33**, 41-45.
- Peltier, J. B.** 2007. Une glu salvatrice contre le ravageur de palmiers *Paysandisia archon*.
- Piao, Y. F., Lin, H. & Shi, G. R.** 1992. Quality control of the physique of mass-reared Trichogramma. *Plant Protection*, **18**, 28-29.
- Poonia, F. S.** 1978. Studies on food utilization and rate of growth during the developmental stages of eri silkworm *Philosamia ricini* Hutt. (Lep.: Satur.). *Indian Journal of Sericulture*, **17**, 48-60.
- Pu, T. S., Liu, Z. H. & Zhang, Y. X.** 1988. Studies on Trichogramma. *Colloques de l'INRA*, 551-556.
- Raja, R. & Samson, N. M. V.** 1991. *Cinnamomum glanduliferum* Messn as a secondary host plant for eri silkworm, *Samia cynthia ricini* Hutt. *Indian Journal of Sericulture*, **30**, 64-65.
- Raja, R. & Sartchandra, B.** 1998. *Micromelum minutum* as a secondary host for eri silkworm (*Samia cynthia ricini* Hutt). *Indian Journal of Sericulture*, **6**, 55-56.
- Ramesha, C., Lakshmi, H., Kumari, S. S., Anuradha, C. M. & Kumar, C. S.** 2012. Nutrigenetic screening strains of the mulberry silkworm, *Bombyx mori*, for nutritional efficiency. *Journal of Insect Science*, **12**.
- Rana, B., Prasad, B. & Nigam, M. P.** 1987. Consumption and utilization of food by oak-tasar silkworm *Antheraea proylei* Jolly (Lep.: Satur.). *Sericologia*, **27**, 11-19.
- Rangasulami, G., Narashimanna, M. N., Kasiviswanathan, K. & Sastry, C. R.** 1973. Food plants of non-mulberry silkworms. In: *Manual of sericulture*, pp. pp. 83-91. Rome: Mulb. Culti. F.A.O.
- Rao, G. S. & Kakati, P. K.** 1975. Studies on egg laying behaviour by gravid female of eri. In: *Annual Report, CMERS*, pp. 64-66. Titabar, Assam.
- Rao, M. M. M.** 1998. A Text Book of Sericulture. *B.S. Publications. Hyderabad*, 197.
- Rath, S. S., Prasad, B. C. & Sinha, B. R. R. P.** 2003. Food utilization efficiency in fifth instar larvae of *Antheraea mylitta* (Lepidoptera: Saturniidae) infected with *Nosema sp.* and its effect on reproductive potential and silk production. *Journal of Invertebrate Pathology*, **83**, 1-9.
- Ravishankar, H. M., Reddy, D. N. R., Reddy, R. N. & Baruah, A. M.** 2000. Evaluation of different methods of application of castor leaves of eri silkworm in relation to cocoon and egg production. *International J. Wild Silkmoth and Silk*, **5**, 118-121.
- Raynaud, B. & Crouzet, B.** 1985. Maïs. La lutte contre la pyrale par les Trichogrammes. *Phytoma*, **366**, 17-18.
- Reddy, D. N. R., Kotikal, Y. K. & Vijayendra, M.** 1989. Development and silk yield of Eri silkworm *Samia cynthia ricini* (Lepidoptera : Saturniidae) as influenced by the food plants. *Mysore J. Agric. Sci*, **23**, 506-508.
- Reddy, M. V. & Alfred, J. R. B.** 1979. Utilization of castor *Ricinus communis* Linn. leaves by the last instar larvae of the silkmoth *Philosamia ricini* Hutt. (Lep.: Satur.). *Indian Biology*, **2**, 35-40.
- Reid, S.** 2008. Recent quarantine interceptions of *Paysandisia archon* Burmeister. *Atropos*, **33**, 25-27.

- Reynaud, P., Chapin, E., Hostachy, B., Drescher, J., Blanchon, F. & Vidal, C.** 2002. Deux nouveaux papillons à l'assaut des palmiers de la Côte d'Azur. *Paysandisia archon* et *Pseudarenipses insulatum*. In: *Phytoma-La Défense des Végétaux*, pp. 18-21.
- Riolo, P., Nardi, S., Carboni, M., Riga, F., Piunti, A. & Ferracini, C.** 2004. *Paysandisia archon* (Lepidoptera, Castniidae): first report of damage of the dangerous palm borer on the Adriatic coast. *Informatore Fitopatologico*, **54**, 28-31.
- Sahay, A., Singh, B. K., Deori, S. & Mukharji, P. K.** 1997. Ericulture: Nature's Gift. *Indian Silk*, **36**, 25-29.
- Salem, M. S. & Ali, M. A.** 1981. Effect of photoperiod on food consumption, digestion and growth of the eri silkworm *Philosamia ricini* Bois. (Lepidoptera: Saturniidae). *Agricultural Research Review*, **56**, 109-115.
- Sannappa, B.** 1997. *Evaluation of Castor Genotypes for Sericulture*: University of Agricultural Sciences, GKVK.
- Sannappa, B., Ramakrishna, N., Govindan R. & Subramanya, G.** 2007. Influence of some castor genotypes on larval, cocoon and grainage traits of eri silkworm (*Samia cynthia ricini* Biosduval). *International J. Agril. Sci.*, **3**, 139-141.
- Sarkar, D. C. & Sampath, J.** 1988. *Ericulture in India*: Central Silk Board, Ministry of Textiles, Government of India.
- Sarto i Monteys, V.** 2001. Una nueva especie y familia de lepidópteros para Europa, plaga potencial de las palmeras. In: *II Congreso Nacional de Entomología Aplicada. VII Jornadas Científicas de la Sociedad Española de Entomología Aplicada* (Ed. by P. U. P. d. Navarra.), pp. 78-79. Pamplona.
- Sarto i Monteys, V.** 2002. The discovery, description and taxonomy of *Paysandisia archon* (Burmeister, 1880), a castniid species recently found in southwestern Europe (Castniidae). *Nota Lepidopterologica*, **25**, 3-15.
- Sarto i Monteys, V., Acin, P., Rosell, G., Quero, C., Jiménez, M. A. & Guerrero, A.** 2012. Moths Behaving like Butterflies. Evolutionary Loss of Long Range Attractant Pheromones in Castniid Moths: A *Paysandisia archon* Model. *PLoS ONE*, **7**.
- Sarto i Monteys, V. & Aguilar, L.** 2001. *Paysandisia archon* (Burmeister, 1880), Castniidae, also in France. *SHILAP Revista lepidopterología, Madrid*, **29**, 280.
- Sarto i Monteys, V. & Aguilar, L.** 2005. The Castniid Palm Borer, *Paysandisia archon* (Burmeister, 1880), in Europe: Comparative biology, pest status and possible control methods (Lepidoptera: Castniidae). *Nachr. entomol. Ver. Apollo*, **26**, 61-94.
- Scriber, J. M. & Slansky, F. J.** 1981. The nutritional ecology of immature insects. *Ann. Rev. Entomol.*, **26**, 183-211.
- Šefrová, H.** 2001. *Phyllonorycter platani* (Staudinger) - a review of its dispersal history in Europe (Lepidoptera, Gracillariidae). *Acta Universitatis Agriculturae et Silviculturae Mendelianae Brunensis*, **49**, 71-75.
- Šefrová, H.** 2002a. *Phyllonorycter issikii* (Kumata, 1963) - bionomics, ecological impact and spread in Europe (Lepidoptera, Gracillariidae). *Acta Universitatis Agriculturae et Silviculturae Mendelianae Brunensis*, **50**, 99-104.
- Šefrová, H.** 2002b. *Phyllonorycter robiniella* (Clemens, 1859) - egg, larva, bionomics and its spread in Europe (Lepidoptera, Gracillariidae). *Acta Universitatis Agriculturae et Silviculturae Mendelianae Brunensis*, **50**, 7-12.
- Šefrová, H. & Laštůvka, Z.** 2001. Dispersal of the horse-chestnut leafminer, *Cameraria ohridella* (Deschka & Dimić, 1986), in Europe: its course, ways and causes (Lepidoptera: Gracillariidae). *Entomologische Zeitschrift Stuttgart*, **111**, 194-198.
- Seidavi, A.** 2009. Determination and comparison of nutritional indices in commercial silkworm hybrids during various instars. *Asian journal of animal and veterinary advances*, **4**, 104-113.

- Sengupta, K. & Kamal, S.** 1974. An evaluation of the efficiency of different food plants and their combinations for the rearing of eri silkworm, *Philosamia ricini* Hutt. *Proc.of the First Int. Sem. on Non-Mulberry Silks*, p 189.
- Service, E. R.** 2008. Data sheets on quarantine pests., pp. 163-166: Bulletin OEPP/EPPO.
- Service, E. R.** 2009. EPPO Reporting Service 3. Paris.
- Shimizu, O.** 1993. Know-how of preparing artificial diet for wild silkworms. *Wild Silkworm News*, **19**, 4-6.
- Singh, B. K., Das, B., Bhattacharya, A., Bhuyan, N., Borpujari, P., Mahanta, J. C. & Jayaprakash, P.** 2012. Bio-resources of Eri silkworm and its host plants of north east india, utilization and need for their conservation. In: *Proceedings of International Conference on Anthropogenic Impact on Environment & Conservation Strategy*, pp. 473-478. India.
- Subramanian, K., Sakthivel, N. & Qadri, S. M. H.** 2013. Rearing technology of eri silkworm(*Samia cynthia ricini*) under varied seasonal and host plant conditions in Tamil Nadu. *International journal of life sciences biotechnology and pharma reseach hyderabad*, **1**, 130-141.
- Talukder, F. A., Huq, S. B. & Khan, A. B.** 1990. Effect of larval population densities of mulberry silkworm, *Bombyx mori* on the rate of cocoon production and adult longevity. *Prog. Agric*, **1**, 93-96.
- Thangavelu, K. & Phulon, J. C. D.** 1983. Food preference of Eri Silkworm *Philosamia ricini*. *Entomon*, **8**, 311-316.
- Ueda, S.** 1982. Theory of the growth of silkworm larvae and its application. *JARQ*, **15**, 180-184.
- Vassarmidaki, M., Thymakis, N. & Kontodimas, D. C.** 2005-2006. First record in Greece of the palm tree pest *Paysandisia archon*. *Entomologia Hellenica*, **16**, 44-47.
- Vassilis, A. V., Costas, M., Evanthis, K. & Anthemis, M. P.** 2009. First report of the palm borer *Paysandisia archon* (Burmeister 1880) (Lepidoptera: Castniidae) in Cyprus. *Phytoparasitica*, **37**, 327-329.
- Venu, N. & Munirajappa.** 2013. Impact of independent and sequential feeding of different host plants on economic traits of eri silkworm, *Philosamia ricini* Hutt. *International journal of science and nature*, **4**, 51-56.
- Vishalkumar, S. R.** 1983. Effect of refrigeration of Eri silkworm *Philosamia ricini* Hutt. eggs on the hatching (Lepidoptera : Saturniidae). *Indian Journal of Sericulture*, **21&22**, 36-39.
- Waldbauer, G. P.** 1968. The consumption and utilization of food by insects. *Adv. Insect Physiol*, **5**, 229-288.
- Whitebread, S. E.** 1990. *Phyllonorycter robiniella* (Clemens, 1859) in Europe (Lepidoptera, Gracillariidae). *Nota Lepidopterologica*, **12**, 344-353.

## Résumer

Depuis quelques années nous assistons à la l'installation sur tout le pourtour méditerranéen d'une espèce de lépidoptère exotique originaire d'Amérique du sud : *Paysandisia archon* (Burmeister, 1880) (lépidoptère : Castniidae). Introduit en Europe dans les années 1990 par l'importation de palmiers d'ornementation, il cause aujourd'hui de sérieuses pertes sur les palmiers. Malgré des premiers résultats encourageant grâce à la lutte chimique, les moyens de lutte contre *Paysandisia archon* sont peu efficaces. Le stade le plus accessible permettant une action sur le ravageur, est le stade œuf, accessible pour les parasitoïdes durant plusieurs jours.

L'élevage de parasitoïdes se faisant sur des œufs d'un hôte de substitution, il nécessaire de maîtriser la biologie du cet hôte et synchroniser la production d'œufs avec les émergences programmées de parasitoïdes. Ainsi notre étude vise à déterminer le meilleur procédé pour la maîtrise du développement de l'espèce *Philosamia ricini* et de la production d'œufs qui serviront à l'élevage de parasitoïdes contre le ravageur palmivore *Paysandisia archon*. Lors de notre étude nous avons étudié l'effet de différentes températures sur le cycle de développement de l'espèce *P.ricini* au cours des divers stades.

En se basant sur nos résultats, il semble que la mise en place d'un ralentissement du cycle de développement soit possible. Cependant tous les stades ne sont pas manipulables de la même façon : Les cocons pourront être conservés à 10.5°C, 13°C ou 18°C, l'éclosion des œufs retardée à 18°C. Le cycle de développement des stades larvaires pourra être ralenti à 18°C avec un taux élevé d'humidité pour les jeunes stades (L1-L2) et avec un faible taux d'humidité pour les derniers stades (L4-L5). Ce ralentissement pourra se faire sur la durée d'un stade, voir sur quelques jours du stade afin d'éviter une trop forte mortalité.

Bien que les résultats obtenus nous renseignent sur les meilleures possibilités de contrôle de la durée du cycle, des améliorations supplémentaires pourraient être apportées pour augmenter la production, le rendement et faciliter l'élevage.