

Le Ver à soie Tussah, *Antheraea pernyi* (Guérin-Méneville, 1855), un Papillon séricigène de Chine très aisé à élever (Insecta : Lepidoptera : Saturniidae)

par Emmanuel DELFOSSE* & Jean-Noël DUPREZ**

*Bâtiment A, Escalier B, 35 route de Garges, 95200 Sarcelles, FRANCE

**Rue du Buisson n° 19, 4100 Seraing, BELGIQUE

Résumé – La taxinomie et la répartition du Ver à soie Tussah *Antheraea pernyi* (Guérin-Méneville, 1855) sont présentées. Nous nous intéressons particulièrement à l'élevage de la sous-espèce *Antheraea pernyi pernyi* (Guérin-Méneville, 1855).

Mots-Clés – Papillon, Chine, *Antheraea*, Saturniidae, élevage.

Abstract – The silkworm Tussah, *Antheraea pernyi* (Guérin-Méneville, 1855), a sericigen butterfly of China very easy to rear (Insecta : Lepidoptera : Saturniidae). The taxonomy and the distribution of the silkworm Tussah *Antheraea pernyi* (Guérin-Méneville, 1855) are proposed. The rearing of the sub-species *Antheraea pernyi pernyi* (Guérin-Méneville, 1855) is dealt with at length.

Keywords – Butterfly, China, *Antheraea*, Saturniidae, rearing.

Taxinomie

Nous regroupons le genre *Antheraea* Hübner, [1819] (Guyot, 1997) dans le sous-ordre des Glossata et la super-famille des Bombycoidea (DELVARE G. & ABERLENC H.-P., 1989). La Famille des Saturniides (aussi appelée la Famille des Papillons empereurs et des Paons de nuit) était autrefois l'objet de polémiques diverses. Cette famille imposante [environ 1 200 espèces dans le monde, avec seulement 6 espèces en France, dont une acclimatée (MacGavin, 2000)] était autrefois regroupée dans celle des Attacidae Burmeister, 1878. En réalité, nous aurions déjà dû écrire Attacidae Blanchard, 1840 (Rougeot & Viette, 1978). Et aujourd'hui, nous devons les regrouper dans celle des Saturniidae Boisduval, 1837 (Leraut, 1997 ; Venner, 2000). La sous-famille est celle des Saturniinae (Leraut, 1997 ; Venner, 2000), la tribu celle des Saturniini.



Détail de l'ocelle de l'aile antérieure droite d'*Antheraea pernyi pernyi*. Cliché de J.-N. Duprez.

Le Ver à soie Tussah *Antheraea pernyi* (Guérin-Méneville, 1855) (Rougeot & Viette, 1978) ressemble énormément à *Antheraea yamamai* (Guérin-Méneville, 1861) avec lequel il peut être confondu. *Antheraea pernyi* a cependant une coloration moins variable que son homologue et possède quelques différences au niveau de la fenêtre hyaline de l'ocelle des quatre ailes mais aussi des ailes plus grandes et arrondies, d'une taille inférieure au niveau des ailes antérieures : 60-65 cm contre 65-75 cm (Guérin-Méneville, 1855a ; Bouvier, 1937).

Cette espèce possède plusieurs synonymies (Bouvier, 1937) comme *Bombyx (Saturnia) pernyi* Guérin-Méneville, 1855 et *Attacus pernyi* Girard, 1885.

Autres noms vernaculaires d'*A. pernyi* : **le Bombyx chinois** (Guyot, 1997) ; **le Bombyx de Perny** (Guérin-Méneville, 1855a) ; **le Ver à soie du chêne** (Guérin-Méneville, 1855) ; **le Tussah de Chine** (Bouvier, 1937) ; **the Chinese Oak Silkmoth** (Rougeot & Viette, 1978).

Plusieurs sous-espèces existent dont *Antheraea pernyi cinnamomaea* Niepelt, 1929 ; *A. p. confuci* Moore, 1874 (à proximité de Shanghai) ; *A. p. constans* Jordan, 1911 (ou *constans* Staudinger, 1892 ?) ; *A. p. bignaulti* Clément, 1884 ; *A. p. fantoni* Rondot, 1887 (*fentoni* Butler, 1881 ?) ; *A. p. harti* Moore, 1892 (Chine du Nord) ; *A. p. korintjiana* Bouvier, 1928 (Sumatra) ; *A. p. lugubris* Niepelt, 1929 ; *A. p. pernyi* (Guérin-Méneville, 1855) ; *A. p. roylei* Moore, 1859 (Himalaya). Cependant, nous n'avons pu vérifier si toutes ces diverses sous-espèces étaient toujours valides actuellement, d'autant que le genre *Antheraea* a sérieusement besoin d'être révisé (Paukstadt & al., 1996).

Le nom de genre *Antheraea* viendrait, selon une première hypothèse, du nom commun féminin latin *anthera*, *-ae* provenant lui-même du grec *ανθηρος* (*anthêros*) désignant « un remède composé de fleurs », évoquant des couleurs chatoyantes ; lui-même proche du terme grec *ανθηρικη* (*anthêrikê*) désignant « l'asphodèle » (Poitout, à paraître). Mais aucune de ces possibilités ne nous convainc tout à fait. Le nom d'espèce *pernyi* est dédié à l'évêque Perny de la province chinoise du Qui-Tcheou qui a contribué aux premiers envois de cocons (Guérin-Méneville, 1855a et 1861a).

La répartition et la production de la soie

Le genre *Antheraea* est présent en Océanie, en Amérique, ainsi qu'en Asie, où vivent de nombreuses espèces très proches, aux aires de répartition dites sympatriques (Guyot, 1997).

Antheraea pernyi est plutôt localisé au nord de la Chine [très commun suivant Guérin-Méneville (1855a)], de la région de l'Amour au sud de la Chine en passant par la Mandchourie (Guérin-Méneville, 1861a ; Rougeot & Viette, 1978 ; Guyot, 1997). Cette sous-espèce était autrefois présente en France où elle s'était acclimatée dans diverses régions en s'alimentant généralement de chênes (Duprez, 1994). Nous la trouvions encore en Europe en 1950, comme en Espagne (dans la banlieue de Barcelone) ou à Majorque, aux Baléares dans les années soixantes (introduite en 1881). D'après Guyot (1997), ces populations accidentelles sont désormais éteintes en Europe, ce que semble nous confirmer nos propres recherches.

Elle a été remplacée à l'ouest et au sud de son aire de répartition par *Antheraea pernyi roylei* (Rougeot & Viette, 1978).

Elle aurait été introduite au Japon à Honshu et à Kyushu (Bouvier, 1937) et serait par ailleurs présente dans l'est de la Russie et aussi dans l'est et au centre de la Chine, à Taïwan (Taroko National Park) ou encore en Corée.

L'espèce originaire de Chine septentrionale fut importée en Europe pour remédier aux graves épidémies de pébrine chez le Ver à soie [*Bombyx mori* (Linné, 1758)], en France par Guérin-Méneville à partir de 1849 (Guérin-Méneville, 1855a). Mais les diverses tentatives d'acclimatation se soldèrent par un échec (Guérin-Méneville, 1855a, 1855b, 1861a et 1861b). Pasteur finit par trouver la cause de la maladie du **Ver à soie** ainsi que le remède (une unique visite chez Fabre lui fit découvrir la biologie de ce Papillon) (Fabre, 1989 ; D'Aguilar, 1995 ; Guyot, 1997).

Delplanque & Ponsardin (1967) signalent qu'une ou plusieurs populations originaires de Mandchourie étaient utilisées depuis plusieurs décennies en Europe occidentale comme producteur de soie naturelle.

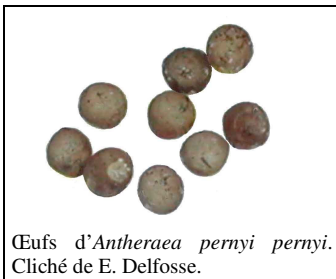
Nous utilisons encore cette chenille (Papillon séricigène), en Extrême Orient, pour la soie Tussah (Guyot, 1997) qu'elle tisse pour son cocon, une soie assez grossière en vérité, mais très

résistante (Guérin-Méneville, 1855b ; Guyot, 1997). En réalité, la soie est un liquide qui polymérise à l'air et que la chenille sécrète pour servir de fil de rappel sur un support, lors des mues pour s'accrocher à un support mais surtout comme un système de protection (contre le froid ou la chaleur, contre certains prédateurs, etc.) avec le cocon.

Nous avons pu croiser quelques Papillons en élevage du genre *Antheraea* et obtenir des hybrides dont certains restent interféconds comme ceux déjà réalisés avec les genres *Eudia* Jordan, 1911 et *Pavonia* Hübner, [1819] et bien d'autres comme le genre *Actias* Leach, 1815 (Lamour, 1992 ; Ader, Cocault & al., 1993 ; Adès & Lemaître, 1993a ; Vuattoux, 1998). *Antheraea pernyi* et *A. pernyi harti* ont ainsi été hybridés (Duprez, 1994). Certains auteurs ne sont pas forcément en accord avec le terme d'hybridation (Mothiron, 1989), mais le résultat reste le même et nous paraît dangereux.

Nous rappelons que nous sommes toujours opposés aux hybridations si elles ne sont pas sérieusement contrôlées. En effet, depuis quelques décennies, trop d'Insectes hybrides circulent dans nos élevages et nous ne pouvons plus faire d'étude forcément aussi fiables qu'auparavant.

Incubation : pas de diapause possible



L'œuf est beige crème ou marron clair avec une partie marron un peu plus foncée. Il est d'un marron assez uniforme d'après Guérin-Méneville (1861b). Il est plus ou moins ovoïde (dorso-ventralement plat), mais lisse. Il mesure entre 2,4 et 2,6 mm. Son chorion est assez épais (Guilbot, 1982).

Nous disposons les œufs dans une petite boîte avec un couvercle bien aéré (grillagé). Le substrat : un papier absorbant qu'il faudra changer de temps en temps car il se salit facilement ou de la mousse équivalente à celle que nous trouvons dans les sièges de voiture. Le coton est à éviter car les chenilles néonées peuvent s'y empêtrer et mourir.

Une ambiance humide est préférable à la pulvérisation directe de l'œuf. Vaporiser directement de l'eau dessus favorise l'attaque de champignons ce qui fragilise l'œuf et tue l'embryon. L'humidité est d'autant plus appréciée vers la fin du développement de l'embryon, semble-t-il. Par contre, il nous semble exagéré de proposer 90 % d'hygrométrie (Rohrbacher, 1986), ce qui n'est pas nécessaire pour cette espèce. Cela nous semble favoriser la pourriture des œufs. Nous disposerons l'humidité nécessaire, soit 40 à 50 % en pulvérisant un peu d'eau sur le substrat des œufs tous les 2 ou 3 jours.

La chenille non plus n'aime pas l'eau et aura tendance à périr fréquemment à la suite de son contact direct, sur elle ou sur la nourriture (Friedrich, 1982). Par contre, vous risquez de perdre les individus qui n'arrivent pas à muer si le pourcentage hygrométrique est trop bas (il varie en fonction de la température et du bac d'élevage) (Delplanque & Ponsardin, 1967 ; Baron, 1980).

Il est bon de vérifier régulièrement l'état des œufs en se méfiant des invasions cryptogamiques et de celles des Acariens. Nous conseillons fortement d'utiliser plusieurs incubateurs pour prévenir des parasites ou d'une quelconque maladie qui décimeraient les œufs. Cependant, si en règle générale les œufs sont résistants, il convient d'éviter de les manipuler. A défaut, il convient de le faire délicatement avec leur support ou avec un pinceau dont les poils sont propres et souples. Nous pouvons humidifier très légèrement le bout d'un pinceau pour déplacer les œufs. Mais au moins 3 ou 4 jours sont nécessaires après la ponte avant la manipulation

(notamment lorsqu'il s'agit de les détacher de leur support qui peut moisir dans le temps), certains auteurs (Rohrbacher, 1972) préconisant 5 à 10 jours d'attente, voire 15 jours (Baron, 1978).

Les œufs non viables (non fécondés ou morts) possèdent une coloration parfois plus claire que les autres, pourrissent plus vite, ou encore se creusent rapidement. Nous éliminons ces œufs ou mettons de côté ceux pour lesquels nous avons un doute.

Nous ne pouvons pas mettre les œufs en diapause mais juste retarder un peu les naissances avec une température un peu inférieure à la moyenne (15 à 18° C, par exemple). D'après Guyot (1997), ils peuvent supporter 5° C, ce qui permet de retarder les naissances d'un mois. Si nous les laissons trop longtemps au froid, dans le garage ou dans un endroit frais, les embryons risquent de ne pas survivre. Un peu avant la naissance, l'œuf devient plus foncé. C'est en fait la tête de la chenille que nous voyons, l'œuf devenant davantage translucide avec le temps. Nous disposerons alors une petite branche de la plante nourricière dans la boîte d'incubation-même dans l'attente des naissances à venir.

Installation des larves, des nymphes et des adultes

Les chenilles peuvent d'abord être élevées dans un terrarium (Marle & Marle, 1975 ; Delfosse, 2004) ou dans une volière en bois et en grillage plastique ou en toile de nylon (Chaufaux, 1973) avec un substrat composé de vermiculite synthétique ou de copeaux de bois de hêtre ou encore d'un peu de terreau. Un bac de 70 x 50 x 40 cm nous semble adéquat pour une trentaine de larves âgées.

Quelle que soit la structure d'élevage, il sera nécessaire de la nettoyer régulièrement à l'eau de Javel diluée et de bien la rincer à l'eau claire (Rohrbacher, 1972 ; Baron, 1978 ; Baron, 1980) mais aussi d'éviter les courants d'air (Baron, 1978, 1980). Les instruments que nous utilisons peuvent aussi être nettoyés à l'alcool à 70° comme les paires de pinces, les pinceaux, les ciseaux ou les sécateurs (Guilbot, 1982 ; Anonyme, 1999).

Les éleveurs ont leurs propres habitudes et considèrent bien souvent que leur modèle de cage d'élevage est la meilleure car elle leur paraît pratique ou plus pratique que celle du voisin. Nombre de modèles existent (Friedrich, 1982 ; Guilbot, 1982 ; Dobson, 1988 ; Michel, 1988 ; Adès & Lemaître, 1993b ; Lemaître, 1993 ; Guilbot, 1996 ; Guilbot, 1998). Nous estimons pour notre part que les pinces à linge, les élastiques ou les ficelles qui retiennent éventuellement la toile de nylon ne sont pas toujours l'idéal et ressemblent un peu trop à du bricolage. Nous préférons la simplicité, la facilité d'utilisation, la maniabilité (notamment pour le nettoyage).

Il est pareillement conseillé de répartir les larves dans plusieurs cages dans l'éventualité où une maladie se déclarerait. Les parasites se propagent rapidement et déciment rapidement une population, quel que soit le nombre d'individus (Friedrich, 1982 ; Robert, 1997).

Il est possible d'utiliser de petites boîtes en plastique bien aérées (pour éviter l'humidité dégagée notamment par les plantes) pour les chenilles et limiter l'invasion cryptogamique.



Cage en bois agrémenté d'un grillage en plastique. Cliché de E. Delfosse.

Il faut cependant leur fournir des boîtes plus grandes au fur et à mesure de leur croissance. Plus elles grandissent, moins nombreux devront être les animaux dans les boîtes. Il est bon d'éviter la surpopulation qui entraîne une mortalité plus importante que la normale (Friedrich, 1982).

Nous déconseillons vivement de disposer les larves et les adultes ensemble (Delfosse, 2004). Il serait délicat, en effet, de chercher des œufs parmi des excréments de larves. De plus, ces dernières pourraient dévorer les œufs déposés sur les feuilles, etc.

Pour détecter les parasites, il faut regarder les fèces (si elles sont molles, ce n'est pas bon signe), surveiller le développement de vos animaux. Lorsque nous avons un doute sur l'état de santé d'une chenille, si elle possède de curieuses taches sur le corps, qu'un liquide noirâtre sorte de sa bouche, qu'elle ait un comportement étrange (Boireau, 1992 ; Guilbot, 1982), n'hésitez pas à la mettre en quarantaine, vous pourrez peut être éviter le pire, c'est-à-dire la perte de la majeure partie de population (Friedrich, 1982). Vous pouvez inspecter les plantes nourricières avec attention afin de prévenir d'éventuels parasites (Guilbot, 1982).

Une précaution essentielle consiste aussi à considérer que les chenilles, les cocons ou les chrysalides sont des foyers potentiels d'agents entomopathogènes et qu'il est indispensable de mettre en quarantaine les animaux nouvellement intégrés à l'élevage (Rohrbacher, 1972 ; Guilbot, 1982 ; Lemaître, 1993 ; Robert, 1997).

Les blessures, si elles n'atteignent pas des centres vitaux, peuvent être soignées en évitant que trop de liquide interne ne s'écoule en disposant du talc, de la farine ou de la colle de type Uhu sur la blessure. Par contre, les blessures des nymphes sont presque toujours mortelles ou laissent l'imago estropié (Friedrich, 1982).

Nous avons la possibilité de transférer les larves, lors du dernier stade, dans des volières pour qu'elles s'y nymphosent.

Nous pouvons également nous contenter d'un terrarium en verre ou en plastique pour les adultes, la volière (Chaufaux, 1972) n'est pas indispensable surtout si nous manquons de place ou si nous voulons éviter les dangers que représente un jardin.

Une volière dans un jardin suppose nombre de risques : chats, oiseaux, Insectes parasites ou prédateurs (Guilbot, 1982). Nous pensons également que les parois des terrariums abîment moins les ailes (des mâles, notamment, qui volent davantage que les femelles car ils partent à la recherche de celles-ci). Rien ne vous empêche d'utiliser une volière, mais alors de petit format (50 x 50 x 40 cm - longueur x hauteur x largeur). Ces méthodes peuvent paraître barbares, elles favorisent cependant les rencontres, donc la fécondation des femelles, mais fatiguent aussi moins les mâles qui vivront plus longtemps et s'accoupleront parfois davantage (Delfosse, 2004).



Cocon d'*Antheraea pernyi pernyi*. Cliché de E. Delfosse.

Les chenilles ont besoin de lumière, d'U.V. naturels sur une longue période, qui apportent des vitamines bénéfiques à la croissance et qui favorise aussi un comportement particulier lors de la nymphose. A l'inverse, l'exposition directe au soleil risque de tuer vos larves en les desséchant et en favorisant les viroses (Friedrich, 1982 ; Delfosse, 2004).

La nymphe (chrysalide) est de type obtecté¹, dans un cocon de soie de forme assez allongée

¹ Obtecté : c'est une puppe dont les appendices ont été fixés au corps, immédiatement après la nymphose, par un enduit fluide.

(Delfosse, 2004). Nous pouvons détacher aisément les cocons au bout 3 à 4 jours (la cuticule de la chrysalide sera plus dure), mais avec délicatesse. Pour effectuer cette tâche, nous prenons un couteau ou un cutter. Puis, nous disposons les cocons sur du papier absorbant, le tout dans un récipient préalablement percé de trous pour l'aération. Le papier absorbant est légèrement humidifié une ou deux fois par semaine. Il sera facile à changer s'il se salit. Nous pouvons disposer les récipients dans le garage ou dans un lieu protégé sous une bâche, en hauteur, mais en tout cas il faut qu'ils subissent la température extérieure afin de bien effectuer la diapause. S'il est facile de les transvaser d'un récipient à un autre, ils ne sont pas forcément à l'abri des maladies, des parasites ou des parasitoïdes (Mycellium, Acariens, Guêpes parasites, Mouches parasites, etc.) et il est bon de surveiller, de temps en temps, que tout va bien (Friedrich, 1982). La perte semble plutôt infime et avec le nombre d'œufs pondus, vous êtes généralement rapidement rassurés pour l'avenir de votre espèce. Juste avant la sortie nymphale, nous pouvons les transvaser dans le bac des adultes, avec un fond humide. Les cocons seront épinglés en hauteur ou attachés avec un fil de fer souple, mais attention à bien disposer le système de fixation de façon à éviter que les Papillons ne se blessent (Rohrbacher, 1976).

La diapause nymphale serait due à l'action prépondérante de la photopériode pendant l'évolution des chenilles. Ainsi, si les larves sont élevées avec un éclairage dont la durée est comprise entre 4 et 12 heures, cela déclenche la diapause dans presque 100 % des cas. Pour éviter cette diapause, le mieux est de distribuer un éclairage compris entre 15 et 18 heures avec un optimum de 17 heures (Delplanque & Ponsardin, 1967 ; Guyot, 1997). Friedrich (1982) propose plutôt 20 heures d'éclairage et Guilbot (1982) propose 18 heures. L'éclairage des chenilles est également indispensable à un bon développement postembryonnaire de celle-ci (de Saint-Etienne, 1979b).

Pour que les adultes puissent s'accrocher aux parois des terrariums (Lemaître, 1993), s'accoupler et également pondre (une méthode que nous pouvons aussi appliquer aux volières), nous disposons du tissu ou du papier absorbant au fond et sur les côtés (Chaufaux, 1972 ; Friedrich, 1982). Il sera ainsi plus aisé de récupérer les pontes, nous aurons ainsi moins d'œufs sur les parois même de la cage d'élevage. Il n'est pas nécessaire de distribuer énormément de luminosité pour les adultes qui préfèrent, au contraire, les lieux sombres et calmes (Delfosse, 2004).

Nous installerons éventuellement des écorces aux adultes, des branches pour qu'ils puissent se suspendre sans s'aggraver les uns aux autres. Nous changerons régulièrement le papier absorbant car les Papillons le souillent (Delfosse, 2004).

L'hygrométrie sera comprise entre 40 à 50 % pour les larves (Delplanque & Ponsardin, 1967). Une hygrométrie trop importante les tue, ainsi qu'un excès de sécheresse (Baron, 1978 ; de Saint-Etienne, 1979b ; Delfosse, 2004). Pour les nymphes et les adultes, une hygrométrie de 60 % nous semblent largement suffisants (Guilbot, 1982).

Une température de 20 à 21° C est suffisante et permet aussi de maintenir vos imagos en vie plus longtemps (Delfosse, 2004). La moduler tout de même, de façon à créer une différence entre le jour et la nuit, et en fonction des saisons, mais aussi en fonction de ce que nous voulons obtenir. Ainsi, pour les accouplements, une augmentation de la température jusqu'à 22 ou 23° C augmente vos chances de réussite (Friedrich, 1982).

Nous disposerons 3 ou 4 récipients remplis d'eau dans le bac d'élevage, ce qui permet de favoriser les mues des chenilles et de faire vivre un peu plus longtemps les adultes. Il faut faire en

sorte que les larves et les adultes ne se mouillent pas ; il est donc impératif de clore ces récipients à l'aide d'un couvercle percé de trous (Baron, 1980).

Nourriture

Les chenilles phyllophages possèdent des mandibules broyeuses puissantes et s'en servent pour se nourrir de feuilles de Chêne (leur plante hôte, ces animaux vivants dans les forêts de Chênes du genre *Quercus* Linné – Fagaceae). Dans son pays d'origine *Antheraea pernyi* est élevé sur *Quercus chinensis* Bunge et *Q. mongolica* Fisch. (Delplanque & Ponsardin, 1967 ; Guyot, 1997). Polyphages, elles acceptent fort heureusement, notamment en captivité, les plantes des genre *Fagus* Linné (Fagaceae), *Betula* Linné (Betulaceae), *Castanea* Miller (Fagaceae) et d'autres feuillus. En Europe elle accepte donc *Quercus acutissima* Carruth, 1861, *Q. alba* Linné, *Q. aliena* Blume, *Q. cerris* Linné, *Q. ilex* Linné, *Q. petraea* Liebl., *Q. pubescens* Willd., *Q. robur* Linné, *Q. variabilis* Blume, 1850. Les feuilles de Châtaignier (*Castanea sativa* Miller) sont aussi acceptées, ou celles de certains Saules (*Salix caprea* Linné – Salicaceae), de Charme (*Carpinus betulus* Linné – Betulaceae), de Hêtre (*Fagus sylvatica* Linné), de bouleau (*Betula alba* Linné ; *Betula pendula* Roth), ou d'arbres fruitiers comme le pommier (*Malus* Linné sp. – Rosaceae) (Guyot, 1997), et même quelques espèces de figuiers (Rochat, 1990). Guilbot (1982) mentionne aussi l'Aubépine (*Crataegus* Linné sp. – Rosaceae), le Prunier (*Prunus* Linné sp. – Rosaceae), le Marronnier (*Aesculus* sp. – Hippocastanaceae), ou encore *Pasania ternaticupula* (Hayata) (Pinaceae).

Les plantes herbacées ne sont pas acceptées (*Clematis vitalba* Linné – Renonculaceae ; *Urtica urens* Linné – Urticaceae ; *Taraxacum officinale* Linné – Asteraceae) ou celles qui le sont sont toxiques (*Hedera helix* Linné – Araliaceae ; *Rumex* Linné sp. – Polygonaceae). D'autres plantes comme le buis (*Buxus sempervirens* Linné – Buxaceae), l'arbousier (*Arbutus* Linné spp. dont *A. unedo* Linné – Ericaceae), le troène (*Ligustrum vulgare* Linné – Oleaceae) ne sont même pas goûtées (Rochat, 1990). Comme nous avons pu le constater ci-dessus, de nombreux feuillus conviennent à leur alimentation, mais pas le Sureau noir (*Sambucus nigra* Linné – Caprofoliaceae) et le Buddleia (*Buddleia davidii* Franch. – Buddlejaceae). Le saule pleureur (*Salix babylonica* Linné – Salicaceae) conduit les chenilles à faire de mauvaises mues et à mourir.

Pour Rochat (1990), le chêne vert (*Quercus ilex*) présente des feuilles trop coriaces, les chenilles sont alors petites et la majorité meurt. De même, le chêne pubescent (*Q. pubescens*) ne semble pas trop apprécié ; les chenilles sont de taille réduite, elles muent difficilement et une bonne partie des individus périt.

Les jeunes chenilles sont placées sur les plantes nourricières disposées dans de petits récipients remplis d'eau. Nous bouchons l'accès à l'eau des plantes de façon à éviter les noyades (Collin, 1990 ; Friedrich, 1982 ; Rochat, 1994). Bien que solitaire, la larve supporte bien ses congénères (Guyot, 1997).

Il nous semble par contre inutile de placer les plantes nourricières dans des pots remplis d'eau lorsque les larves sont âgées. Nous utiliserons ce procédé pour maintenir les branches que nous possédons en stock. Lorsque la nourriture vient à manquer, il faudra tout nettoyer : retirer les excréments, les branchages, les mues, les cadavres éventuels (dès que possible et si possible avant le changement de nourriture, lorsque nous en avons la possibilité).

Nous serons parfois obligés de changer la nourriture 2 à 3 fois par jour, principalement vers la fin de la croissance postembryonnaire. Dans ce cas, nous nous permettons de ne nettoyer la cage qu'une fois par jour (javelliser nous semble important, en revanche). Mais n'omettez surtout pas

de retirer tout ce qui pourrait nuire aux chenilles ou les souiller et évitez au maximum de les toucher ou de les mouiller. Nous devons également nous laver les mains avec précaution, pour les Insectes mais aussi pour nous. Nous taillons des morceaux de branches sur lesquels nous trouvons des chenilles, ou nous leur présentons un nouveau feuillage sur lequel elles grimpent. Des pinces souples peuvent aussi être utilisées, mais doivent être manipulées avec dextérité car sinon nous risquons de les blesser. Un pinceau souple est plus sécurisant (Baron, 1980 ; Friedrich, 1982 ; Guilbot, 1982 ; Anonyme, 1999).

Il est fortement recommandé d'éviter de changer les plantes nourricières des larves car dans le cas contraire, la plupart d'entre elles ne semblent pas pouvoir s'adapter à un brusque changement d'alimentation (Delplanque & Ponsardin, 1967). Les plantes devront être lavées, surtout les feuilles, et soigneusement essuyées (Baron, 1978, 1980).

Il faut régulièrement nourrir vos animaux sous peine de carences alimentaires et d'obtenir des malformations, de ne pas avoir de reproduction, d'avoir des spécimens qui meurent avant d'être adultes ou encore des individus de taille réduite (Rochat, 1987).



Chenille d'*Antheraea pernyi pernyi* au stade 5, en position de « prière ». Cliché de E. Delfosse.

Il faudra que les cocons subissent une diapause durant l'hiver (dans le garage, par exemple) (Guilbot, 1982 ; Guyot, 1997). Il vaut mieux éviter aux cocons des chocs thermiques (hausse ou baisse trop brutale de la température), même s'ils sont très résistants. Cela peut affecter les adultes qui développeront parfois mal leurs ailes et qui, surtout, risquent d'être stériles. En général, les imagos sortent durant les mois de mars, avril ou mai. Nous avons parfois des difficultés à leur trouver de la nourriture durant ces mois-là. Mais certains éleveurs ont trouvé des méthodes pour les élever toute l'année (Delplanque & Ponsardin, 1967 ; Rochat, 1990) en ayant à disposition du feuillage frais en plantant, par exemple, des glands de chêne préalablement fendus pour accélérer leur germination ou encore en proposant des feuilles ou des rameaux séchés retrempés juste avant de les offrir aux chenilles (Delplanque & Ponsardin, 1967). Mais les glands que nous faisons germer risquent d'être insuffisants pour plusieurs dizaines de chenilles à moins d'avoir plusieurs hectares de serre consacrés à ce type de culture ! Cependant, au printemps, cela peut aider l'éleveur si les adultes sortent avant que les arbres n'aient des feuilles. Avec les feuilles vertes congelées, les chenilles présentent alors des carences (y compris si nous ajoutons des substances nutritives à base de protéines, de glucose et de vitamines), et certaines en meurent (Rochat, 1990).

Il existe aussi une autre possibilité : retarder la sortie des imagos en plaçant les cocons à une température de 5° C pour prolonger leur diapause. Mais il convient d'être prudent, car nous pouvons obtenir des individus mal développés ou incapables de se reproduire si nous ne prenons pas certaines précautions (Lange, 1982 ; Mothiron, 1982). Ainsi, dès l'apparition de feuilles en suffisance, nous les remettons progressivement à une température de 20 à 21° C (Guyot, 1997).

L'adulte possède des pièces buccales atrophiées et ne peut donc se nourrir. Il vit sur les réserves accumulées durant la vie larvaire ; celles-ci servant aussi durant la nymphose (Guilbot, 1982).

Croissance

Après 7 à 22 jours, la chenille pratique une ouverture dans l'œuf puis le dévore presque entièrement. Une quinzaine de jours seront nécessaires avant d'obtenir des naissances (avec une température d'environ 21° C) suivant Delplanque & Ponsardin (1967). A ce stade, elle mesure 3 à 4 mm. Elle est un peu plus foncée que lorsqu'elle a atteint sa croissance maximale (brune-noire avec une tête marron-rouge). La tête, notamment, a une taille considérable par rapport au corps (larve éruciforme). Si elle n'a pas dévoré son œuf, elle peut être malade et mourir. L'œuf est le premier aliment qu'elle doit ingérer (Delfosse, 2004).

En fonction des conditions d'élevage, de la nourriture, la chenille réalisera de 4 à 5 ecdysis (Guyot, 1997 ; Delfosse, 2004), voire 6 suivant Rochat (1987). Elle dévore parfois ses mues, ne laissant que la dépouille encéphalique. Elle est verte (plus ou moins vert jaunâtre) et possède des



Chenille d'*Antheraea pernyi pernyi* au stade 5. Cliché de E. Delfosse.

soies éparses sur le corps. Dix rangées de tubercules ornent le dos, notamment six importants, deux près de la tête et une paire près de l'apex. Ces six grands tubercules se terminent par une petite boule colorée de bleu clair et présentent parfois d'autres colorations. Les 10 tubercules sont en outre agrémentés de longues soies, notamment les plus petits. La capsule céphalique, les pattes antérieures et les stigmates sont beige plus ou moins foncé. Des tâches bleu clair sont présentes sous chaque stigmate, de chaque côté de la tête et au-dessus des vraies pattes.

Une bande marginale jaune crème passe au-dessus des stigmates et décore son corps à partir des deux premiers tubercules dorsaux. Elle s'élargit en une bande marron soulignée de jaune crème à partir du 10^e tubercule dorsal pour former un triangle sur la fausse paire de pattes anales lorsque l'animal est vu de profil (Guérin-Méneville, 1855a ; Delfosse, 2004).

Mesures de la croissance postembryonnaire effectuées en 1993 sur une population de 15 chenilles (photopériode naturelle, température d'environ 25° C)

Stade	Moyenne taille (en début de stade)	Durée moyenne
L1	4 mm	3 jours
L2	9 mm	6 jours
L3	21 mm	6 jours
L4	46 mm	5 jours
L5	84 mm	10 jours

Des essais d'élevage ont été effectués sur le Chêne sessile (*Quercus petraea*) (13 chenilles), d'autres sur le Chêne américain (*Quercus alba*) (13 chenilles). Les élevages sont effectués dans un simple bac, la température est d'environ 23°C, l'hygrométrie est maintenue à l'aide d'une pulvérisation d'eau par semaine.

Mesures de la croissance postembryonnaire effectuées en 2000 sur une population de 13 chenilles élevées sur Chêne sessile			
Stade	Moyenne durée	Moyenne longueur en début de stade	Nombre de chenilles
L1	4 jours	5 mm	13
L2	8 jours	11 mm	13
L3	6 jours	22 mm	12
L4	8 jours	54 mm	10
L5	9 jours	89 mm	9
Mesures de la croissance postembryonnaire effectuées en 2000 sur une population de 13 chenilles élevées sur Chêne blanc américain			
Stade	Moyenne durée	Moyenne longueur en début de stade	Nombre de chenilles
L1	6 jours	5 mm	13
L2	10 jours	8 mm	10
L3	10 jours	15 mm	6
L4	11 jours	39 mm	6
L5	15 jours	56 mm	4

La croissance postembryonnaire est variable : entre 18 et 209 jours, en général de 40 à 50 jours. Nous pouvons obtenir deux générations par an au maximum, comme dans la nature : une printanière et l'autre estivale (Delplanque & Ponsardin, 1967). Il vaut mieux éviter la troisième car la nourriture pourrait venir à manquer sérieusement.

Juste avant la nymphose, sa taille varie de 60 à 95 mm (les femelles étant plus grosses) voire 10 cm suivant Guyot (1997). De Saint-Etienne (1979a ; 1983) précise qu'elle pèse 5,5 mg à la naissance et atteint 16,5 g à terme, ce qui représente un facteur de 3 000. De couleur plutôt verte (un vert un peu sale), la larve possède, notamment lorsqu'elle est plus âgée, de petites taches bleues sur le côté du corps. Des arrêtes coniques paires ornent son dos et favorise son camouflage dans la nature. La tête, ornée de petits ocelles, est beige. Lorsqu'elle est dérangée, la chenille peut lever le haut du corps (avec les vraies pattes) en position de prieuse, un peu comme une Mante (Delfosse, 2004).



Un tapis de soie inexploité pour *Antheraea pernyi pernyi*. Cliché de E. Delfosse.

Remarque : en certaines occasions, nous observons parfois une étrange suractivité des chenilles qui tissent d'épais tapis de soie (40 cm de long pour 25 cm de large) en groupes sans explications valables. Certains individus se trouvaient dans cette sorte de « nid » qui épousait la forme des branches (Venner, 2000).

La chenille qui va bientôt se transformer commence à se mouvoir à droite et à gauche dans votre bac, à grimper pour chercher un lieu qui lui semble convenable pour le tissage du cocon.

N'oubliez pas de lui fournir des supports, mais même sans, elle trouvera un lieu pour tisser, mais pas forcément à votre convenance. Ainsi, elle peut préparer son cocon sur le couvercle du bac d'élevage, ce qui peut gêner son ouverture. Baron (1978) propose une gouttière placée avant le couvercle pour éviter ce genre d'inconvénients.

Le cocon est achevé au bout d'environ 24 heures. La nymphose a lieu environ 36 heures plus tard (Guyot, 1997).

Pour la première génération de l'année, la nymphose dure de 22 à 57 jours, en général 22 à 25 jours. La seconde génération présente une diapause qui doit durer 8 à 10 mois (Guyot, 1997).

La nymphose de la première génération a lieu en général vers le début du mois de juillet. La seconde génération qui se développe au mois d'août ou de septembre présente une diapause nymphale caractérisée (Delplanque & Ponsardin, 1967). En général, le mâle sort avant la femelle (protandrie) (Rohrbacher, 1976 ; Guyot, 1997). Il convient parfois de le mettre à une température moindre pour le conserver vivant plus longtemps et favoriser les sorties nymphales simultanées. Il faut abaisser la température progressivement et faire de même lorsque nous décidons de l'augmenter. Il est à noter que le réfrigérateur a tendance à dessécher les animaux (Mothiron, 1982 ; Venner, 2000 ; Delfosse, 2004).

Le cocon est le plus souvent enveloppé dans deux ou trois feuilles de la plante nourricière (Delplanque & Ponsardin, 1967). Un pédicule plat et mince est en outre fixé contre la nervure principale de l'une des feuilles ou quelquefois en partie à un rameau (Guérin-Méneville, 1855a). Le cocon possède une couleur beige crème, est assez épais et mesure de 35 à 55 mm de long. D'après Guyot (1997), le fil de soie qui le constitue peut atteindre jusqu'à 5 000 m de long.

Les adultes : une vie éphémère



Détail des antennes d'un mâle d'*Antheraea pernyi pernyi*.
Cliché d'Emmanuel Delfosse.

Les adultes ne vivent pas très longtemps, de 3 à 15 jours (Lemaître, 1993).

Le mâle a un abdomen beaucoup moins volumineux et long que celui de la femelle. Il possède aussi des antennes plumeuses (pectinées) quatre fois plus développées (Bouvier, 1937). Il est plus actif, surtout la nuit étant donné que les Saturniides sont des Papillons nocturnes.

La femelle a une envergure de 95 à 150 mm et un corps de 30 à 38 mm de long tandis que le mâle a une envergure de 95 à 134 mm et un corps de 26 à 32 mm de long. L'envergure d'*Antheraea pernyi pernyi* varie de 110 à 150 mm tandis que celle d'*A. pernyi hartii* varie de 110 à 130 mm selon Duprez (1994). La coloration des adultes est plutôt brun-ocre chez les deux sexes. Leur corps, épais et court, est recouvert d'une épaisse et fragile toison de soies et d'écailles.

Les accouplements se passent généralement avec facilité, même s'il faut parfois intervenir en les favorisant. Le mieux est de laisser faire la nature ou de les tenter le soir suivant leur sortie imaginale, voire deux jours après la sortie du cocon pour le mâle (Debroucker, 1982). L'accouplement manuel se réalise en saisissant le mâle et la femelle par la base des ailes (en

bloquant celles-ci) et le thorax et frotter l'extrémité de leur abdomen l'un contre l'autre pendant quelques minutes en effectuant un mouvement circulaire. Cette action peut s'effectuer jusqu'à ce que le mâle écarte les valves et saisisse l'abdomen de la femelle en ressortant les pièces génitales de sa partenaire (Friedrich, 1982). Nous pouvons aussi presser délicatement l'abdomen du mâle et celui de la femelle pour les accoupler, mais le mieux est de réaliser cette activité quand le soir tombe car ces Insectes sont plus réceptifs (Guilbot, 1982 ; Debroucker, 1982 ; Guyot, 1999). L'accouplement dure environ de 16 à 40 heures.

Environ 24 heures après l'accouplement, la femelle pond de 80 à près environ 380 [200 en moyenne (Delplanque & Ponsardin, 1967)], sur 3 à 5 jours (Guyot, 1997). Les œufs sont la plupart du temps collés à un support, en hauteur, souvent sous les feuilles, sous ou derrière des objets divers, dans les coins de la cage. Les œufs sont séparés par quelques millimètres et disposés en chainettes parfois sur plusieurs rangées, un peu en zig-zag par petites grappes de 5 à 15 (Guyot, 1997).



Femelle adulte d'*Antheraea pernyi pernyi*. Cliché de J.-N. Duprez.

A la fin de leur vie, les Papillons ont les ailes déchiquetées, de nombreuses soies manquantes laissant le centre du thorax à nu.

Conclusion sur l'élevage

Il s'agit d'une espèce très facile d'élevage et assez résistante, avec un taux de réussite proche des 90 % (Delplanque & Ponsardin, 1967 ; Delfosse, 2004). Toutefois, comme elle consomme énormément de feuillage (les chenilles passant le plus clair de leur temps à se nourrir), il convient d'avoir des plantes en quantité suffisante, notamment au moment du printemps lors de la sortie des adultes (en général les arbres n'ont pas encore de feuilles) et de prendre des mesures d'hygiène strictes si nous voulons réaliser plusieurs générations sans difficulté (Rohrbacher, 1972 ; Collin, 1990).

Remerciements

Nous sommes particulièrement reconnaissant à Frédéric Poitout pour les compléments étymologiques qu'il nous a apportés.

Références

- ADES D., COCAULT R., LEMAITRE R., VUATTOUX R. & ZAUN R., 1993. – Hybridation entre *Graellsia isabellae* Graells mâle et *Actias selene* Hubner femelle. – *Insectes*, 89 (OPIE) : 11-12.
- LEMAITRE R., 1993. – Comment bien commencer ses élevages d'Attacidae. – *Insectes*, 88 (OPIE) : 19-20.
- ADES D. & LEMAITRE R., 1993a. – Hybridation entre *Eudia pavonia* mâle et *Graellsia isabellae paradisea* femelle (Lepidoptera, Attacidae). – *Insectes*, 90 (OPIE) : 12.
- ADES D. & LEMAITRE R., 1993b. – Cages et modules d'élevage pour chenilles. – *Imago*, 90 (OPIE) : 19-22.
- ANONYME, 1996. – Cages pour les élevages d'insectes phytophages s'alimentant de feuillage. – *Insectes*, 100 (1) (OPIE) : 20.
- ANONYME, 1999. – Manipuler des chenilles. – *Insectes*, 112 (1) (OPIE) : 20.
- BARON J., 1978. – Quelques observations sur les conditions d'élevage des chenilles. – *Bulletin de la Société Sciences Nat*, 17 : 9-10.
- BARON J., 1980. – L'élevage des chenilles. – *Bulletin de la Société Sciences Nat*, 26 : 1-3.

- BOIREAU P., 1992. – Maîtrise les parasites de vos chrysalides. – *Insectes*, 84 (OPIE) : 17-18.
- BOUVIER E.-L., 1937. – Etude des Saturnioides normaux – Famille des Saturniidae. – *Mémoires du Muséum National d'Histoire Naturelle*, 3 (1936) : 1, 38, 139, 148-149, 152-154, 161-162.
- CHAUFAUX J., 1972. – Le matériel d'élevage des insectes. – *Cahiers de liaison*, 8 (OPIE) : 11-18.
- CHAUFAUX J., 1973. – Le matériel d'élevage des insectes. – *Cahiers de liaison*, 10 (OPIE) : 9-14.
- CHOIMET X., 1993. – A propos des cages et modules d'élevage. – *Insectes*, 88 (OPIE) : 21-22.
- COLLIN M., 1990. – *Petit guide de l'amateur d'insectes*. – Edition Publi-concept, Vannes : 26-27.
- D'AGUILAR J., 1995. – Pasteur et le Ver à soie. – *Insectes*, 99 (OPIE) : 19-21.
- DEBROUCKER R., 1982. – Comment réaliser un accouplement manuel d'*Attacus atlas* ? – *Bulletin de la Société Sciences Nat*, 33 : 3-5.
- DELFOSE E., 2004. – *Le Ver à soie Tussah Antheraea pernyi* (Guérin-Méneville, 1855). – *Arthropodia* : 1.
- DELPLANQUE A. & PONSARDIN R., 1967. – L'élevage permanent d'*Antheraea pernyi* Guér. – *Lépidoptère Saturnidae*. – *Cahiers de liaison*, 1 (OPIE) : 12-17.
- DE SAINT-ETIENNE C., 1979a. – Quelques généralités concernant les chenilles et leur croissance – Repères utiles. – *Imago*, 1 (OPIE).
- DE SAINT-ETIENNE C., 1979b. – Influence des conditions d'élevage sur la croissance des chenilles – Observation effectuée sur un élevage d'*Antheraea pernyi*. – *Imago*, 1 (OPIE).
- DE SAINT-ETIENNE C., 1983. – Quelques généralités concernant les chenilles et leur croissance – Repères utiles. – *Bulletin de la Société Sciences* : 5-6.
- DOBSON M., 1988. – Make better use of your breeding tub. – *Bulletin of the Amateur of the Entomologist Society*, 47 : 96-98.
- DUPREZ J.-N., 1994. – Croisement entre 2 sous-espèces d'*Antheraea pernyi* (Guérin-Méneville, 1855) : *Antheraea pernyi pernyi* et *Antheraea pernyi hartii* (Lepidoptera Attacidae). – *Insectes*, 95 (OPIE) : 11-12.
- FABRE J.-H., 1989. – *Souvenirs entomologiques, tome I*. – Collection Bouquins : 17.
- FRIEDRICH E., 1982. – *L'élevage des Papillons – Espèce européenne*. – Editions Sciences Nat : 11-57.
- GUERIN-MENEVILLE F. E., 1855a. – Sur le Ver à soie du chêne et son introduction en Europe. – *Revue et Magasin de Zoologie*, 7 (2^e série) : 293-299 ; planche 6.
- GUERIN-MENEVILLE F. E., 1855b. – Sur *Revue et Magasin de Zoologie*, 7 (2^e série) : 398-399.
- GUERIN-MENEVILLE F. E., 1861a. – *Revue et Magasin de Zoologie*, 13 (2^e série) : 187, 191 ; planche 13.
- GUERIN-MENEVILLE F. E., 1861b. – Description d'un nouveau Ver à soie du chêne (*Bombyx yama-mai*) provenant du Japon. – *Revue et Magasin de Zoologie*, 13 (2^e série) : 46, 445, 447-452.
- GUILBOT R., 1982. – *Elevage de Papillons, de leurs œufs, chenilles et chrysalides (indigènes et exotiques)*. – Société Nouvelle des Editions Boubée : 18, 21, 24, 31, 37-38, 42-57, 63-85, 88-92, 99, 107-125, 132.
- GUILBOT R., 1996. – Cages pour les élevages d'insectes phytophages s'alimentant de feuillages. – *Insectes*, 100 (OPIE) : 20.
- GUILBOT R., 1998. – Enceintes à fabriquer pour l'élevage des chenilles. – *Insectes*, 111 (4) (OPIE) : 19-20.
- GUYOT H., 1997. – *Antheraea pernyi* Guérin. – *Insectes*, 105 (2) (OPIE) : 15-16.
- GUYOT H., 1999. – A propos des accouplements manuels pour les Lépidoptères (Lepidoptera). – *Insectes*, 115 (4) (OPIE) : 19-20.
- LEMAITRE R., 1993. – Comment bien commencer ses élevages d'Attacidae (Lepidoptera). – *Insectes*, 88 (1) (OPIE) : 19-20.
- LAMOUR M., 1992. – Essais d'hybridation d'*Actias luna* et *Actias sinensis* avec *Graellsia isabellae* (Attacidae). – *Insectes*, 86 (OPIE) : 19.
- LERAUT J. A., 1997. – *Liste systématique et synonymique des Lépidoptères de France, Belgique et Corse*. – Alexanor : 175.
- LANGE H., 1982. – Un élevage anormal d'*Antheraea pernyi* Guér. (Saturnide). – *Imago*, 12 (OPIE).
- MARLE J. & MARLE M., 1975. – Enceinte d'élevage pour chenilles. – *Cahiers de liaison*, 17 (2) (OPIE) : 5-12.
- MCGAVIN G., 2000. – *Insectes, araignées et autres Arthropodes terrestres*. – Bordas : 168.
- MICHEL P. A., 1988. – Entomological D.I.Y. rearing cages. – *Bulletin of the Amateur of the Entomologist Society*, 47 (360) : 159-162.
- MOORE F., 1874. – Descriptions of new asiatic Lepidoptera. – *Proceedings of the Zoological Society of London* : 578.
- MOTHIRON P., 1982. – Conservation des insectes au réfrigérateur. – *Imago*, 12 (OPIE).
- MOTHIRON P., 1989. – Accouplement interspécifique n'est pas hybridation. – *Imago*, 34 (OPIE) : 21.
- PAUKSTADT L. H., PAUKSTADT U. & NAUMANN S., 1996. – Die Präimaginalstadien von *Antheraea rumphii rumphii* C. Felder 1861 von Ambon, Indonesien, sowie taxonomische Bemerkungen (Lepidoptera : Saturniidae). – *Entomologische Zeitschrift*, 106 (5) : 165-167.
- ROBERT P., 1997. – Les maladies des insectes en élevage. – *Insectes*, 105 (2) (OPIE) : 19-21.
- ROCHAT D., 1987. – Les carences alimentaires des larves d'*Insectes* en élevage et leurs conséquences chez l'adulte. – *Imago*, 27 (OPIE) : 13-15.
- ROCHAT D., 1990. – Panne de feuilles ou restaurant pour *Antheraea pernyi* Guér. (Lepidoptera Attacidae). – *Imago*, 41 (OPIE) : 7-14.
- ROCHAT D., 1994. – Avec de la mousse de fleuriste : fini les noyades de chenilles et le dessèchement intempestif des plantes nourricières coupées. – *Insectes*, 93 (OPIE) : 12.
- ROHRBACHER J. J., 1972. – L'élevage des chenilles. – *Bulletin de la Société Sciences Nat*, 2 : 5-6.
- ROHRBACHER J. J., 1976. – Accouplement des espèces exotiques. – *Bulletin de la Société Sciences Nat*, 12 : 13-14.
- ROHRBACHER J. J., 1986. – Un éclosoir pour œufs de Papillons. – *Bulletin de la Société Sciences Nat*, 51 : 5-6.
- ROUGEOT P.-C. & VIETTE P., 1978. – *Guide des papillons nocturnes d'Europe et d'Afrique du nord*. – Delachaux & Niestlé : 11, 87, 111-112, 121-122, planche 5.
- VENNER N., 2000. – Les Saturniidae Boisduval, (1837) 1834. – *Le bulletin de Phyllie*, 6 : 3, 7-8.
- VUATTOUX R., 1998. – Hybridation interspécifique entre *Actias maenas* (mâle) et *Actia luna* (femelle) (Lepidoptera, Attacidae). – *Insectes*, 110 (3) (OPIE) : 14.

Autres références utiles

- DOURNAUD J. & DOURNAUD J., 1992. – *Réaliser des petits élevages*. – Bordas : 123-126, 128, 132, 135-136, 138.
- DELVARE G. & ABERLENC H.-P., 1989. – *Les Insectes d'Afrique et d'Amérique tropicale – Clé pour la reconnaissance des familles*. – CIRAD/PRIFAS : 205.
- FITTER R., FITTER A. & BLAMEY M., 1997. – *Guide des fleurs sauvages*. – Delachaux & Niestlé.
- HENNIG W., 1953. – Kritische Bemerkungen zum phylogenetischen System der Insekten. – *Beiträge zur Entomologie*, 3 : 47-51.
- MERY B., 1989. – Comment recoller les œufs de papillons ? – *Imago*, 37 (OPIE) : 13-14.
- NOVAK I., 1991. – *Papillons*. – Gründ : 7, 15-17, 19, 26.
- PORTEVIN G., 1923. – *Ce qu'il faut savoir des vers à Soie – Leur élevage*. – Edition Paul Lechevalier : 40-43, 63.
- QUATTROCCHI U., 2000a. – *CRC World Dictionary of plant names, vol. 1*. – CRC Press : 297, 369, 442, 454, 634, 2367.
- QUATTROCCHI U., 2000b. – *CRC World Dictionary of plant names, vol. 2*. – CRC Press : 991, 1174, 1493-1494.
- QUATTROCCHI U., 2000c. – *CRC World Dictionary of plant names, vol. 3*. – CRC Press : 2243.
- SAULE M., 1991. – *La grande flore illustrée ds Pyrénées*. – Milan : 96.
- SEGUY E., 1967. – *Dictionnaire des termes techniques d'entomologie élémentaires*. – Editions Paul Lechevalier : 266.

Référence CD-Rom

-PORTOUT F., à paraître. – *Dictionnaire étymologique des noms scientifiques des Phasmatodea*. – Arthropoda.

Références Internet

-http://pittaway.tripod.com/silk/a_per.htm
-<http://szmn.sbras.ru/Lepidop/Saturn.htm>
-<http://tony.presse.fr/papillons/antheraea%20pernyi.htm>
-http://www.arbec.com/my/moths/saturniidae/saturniidae_2_6.php
-<http://www.ecosicilla.net/saturniaweb/ita/pernyi.htm>
-<http://www.funet.fi/pub/sci/bio/life/insecta/lepidoptera/ditrysia/bombycoidea/saturniidae/saturniinae/Antheraea/>
-<http://www.geocities.com/sphingidaetw/R117/7.htm>
-http://www.insectes.org/question/fiche_elevage.md?de_elevage=598type=text.htm
-<http://www.insectweb.net/rearing/rpernyi.htm>
-<http://www.leps.it/indexjs.htm?SpeciesPages/AnthePernyi.htm>
-<http://www.saturnia.de/Research/Sat-Viet.html>

Taxinomie, répartition et élevage du Phasme bâton asiatique *Ramulus nematodes* (de Haan, 1842) (Insecta : Phasmatodea : Phasmatidae)

par Emmanuel DELFOSSE

Bâtiment A, Escalier B, 35 route de Garges, 95200 Sarcelles, FRANCE

Résumé – Actuellement, le Phasme *Ramulus nematodes* (de Haan, 1842) possède une taxinomie confuse, comme nombre de Phasmes du même genre ou proche. Nous nous intéressons avant tout à sa répartition et à sa biologie en élevage.

Mots-clés – Phasme, Malaisie, taxinomie, répartition, biologie.

Abstract – **Taxonomy, distribution and rearing of the asiatic stick insect *Ramulus nematodes* (de Haan, 1842) (Insecta : Phasmatodea : Phasmatidae).** At the moment, the taxonomy of the stick-insect *Ramulus nematodes* (de Haan, 1842) is confused, like other members of this genus or close to it. The distribution and biology of this species in rearing are dealt with first and foremost.

Keywords – Stick insect, Malaysia, taxonomy, distribution, biology.

Le Phasme *Ramulus nematodes* (de Haan, 1842) (parfois nommé sous bien d'autres noms) est une espèce en élevage depuis plus de 20 ans. Nous nous proposons de contribuer à l'étude de sa taxinomie, d'ailleurs fort confuse, en étudiant les spécimens présents dans la collection de l'Entomologie (Muséum National d'Histoire Naturelle) ou dans les élevages. Nous essayons aussi d'en savoir un peu plus sur sa répartition qui est si vaste qu'elle paraît peu vraisemblable. Enfin, nous nous penchons sur sa biologie qui est finalement peu traitée pour une espèce aussi connue dans nos élevages.

Matériel étudié et commentaires

- Matériel sauvage (Entomologie, MNHN) :
 - 1 ♀ et un de ses œufs (provenant de l'abdomen), Palaboehan Ratoe, Java, E. Cordier, 1908, Coll. Comtesse de Béarn, croisière du Nirvana. Nous l'avons identifié comme étant *Ramulus nematodes*.
 - 3 ♀, *Clitumnus cuniculus* Westwood, Pengalengan, Java, 05/1891, coll. A. Finot. Ces femelles sont en réalité des *Ramulus nematodes*.