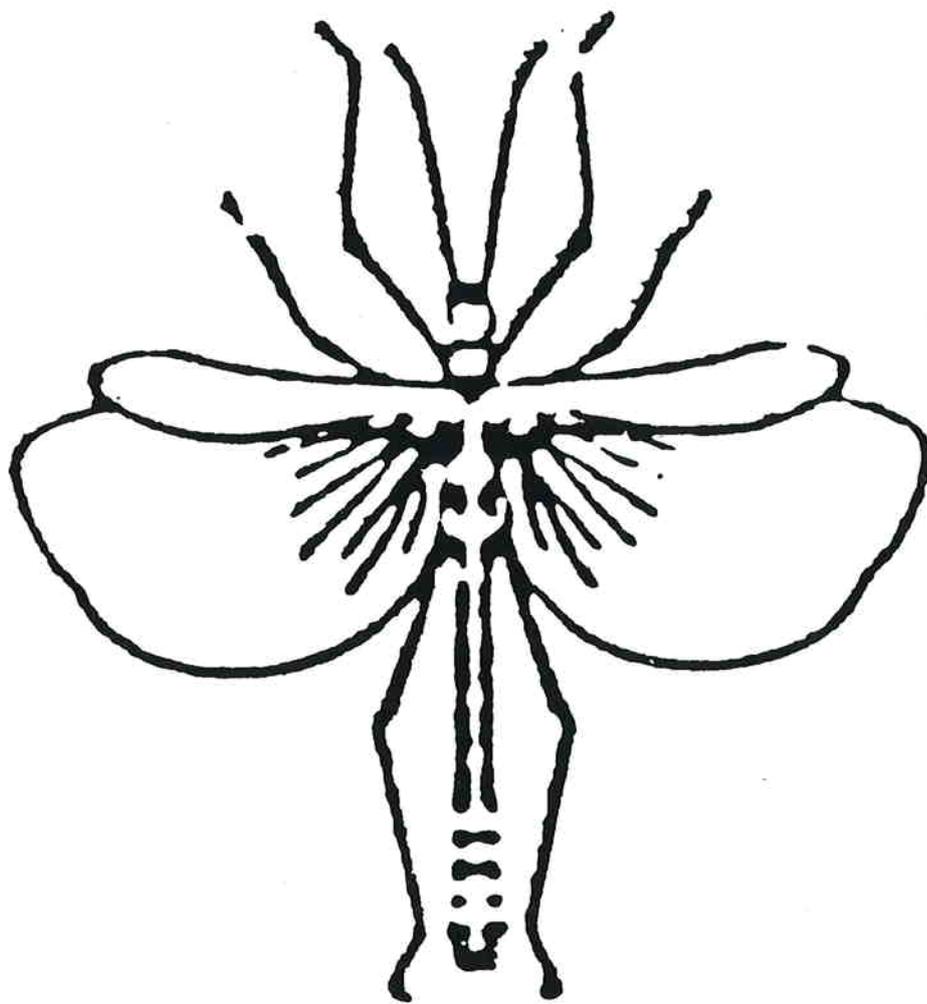


LE MONDE



DES PHASMES

cep



**LE MONDE
DES PHASMES**
n° 35
(Septembre 1996)

**Revue trimestrielle
éditée par le
Groupe d'Etude des
Phasmes**



17, Avenue Foch
94100 SAINT-MAUR
FRANCE

**Directeur de la
publication**

Pierre-Emmanuel
ROUBAUD
Président du G.E.P.

Conception et Rédaction

Philippe LELONG
Le Ferradou n° 3
31570 SAINTE FOY
D' AIGREFEUILLE
FRANCE

Comité de lecture

Alain DESCHANDOL
Frédéric FEBVRE
Frédéric LANGLOIS
Philippe LELONG
Pierre-Emmanuel
ROUBAUD

ISSN 1152-9911

Sommaire

Editorial	page : 2
L'oeuf de <i>Craspedonia gibbosa</i> (Burmeister, 1838)..... Frédéric Langlois.....	page : 3
Observations critiques au sujet de <i>Phyllium</i> (<i>Phasmatodae</i> : <i>Phylliidae</i>), deux représentants des "feuilles mouvantes"	Burghard Hausleithnerpage : 9
Bilan d'élevage d' <i>Extatosoma tiaratum</i> et de <i>Craspedonia gibbosa</i>	Gérard Doucetpage : 11
Fiche d'identification et d'élevage n° 8 <i>Baculum thailii</i> Hausleithner, 1985 PSG n° 22	E. Dorel et P. Lelong.....page : 13
Observations sur <i>Acrophylla wuelfingi</i> (Redtenbacher, 1908).....	Guilhem Bernardpage : 16
Observation d'une mue d'un <i>Extatosoma</i> <i>tiaratum</i> (Macleay, 1827)	Jérôme Carval.....page : 19
Catalogue des Phasmes des Antilles.....	F. Langlois et P. Lelong ...page : 20
Cartographie des phasmes français	F. Langlois et P. Lelong ...page : 27
Questions - Réponses	page : 30
Avis aux lecteurs.....	page : 32

Editorial

Progressivement, notre revue retrouve un contenu grâce à l'envoi d'articles de certains membres. Nous ne pouvons que les en remercier et les encourager à continuer de nous envoyer leurs notes et observations. De plus, le travail de Philippe Lelong a permis de diminuer considérablement les retards de parution accumulés au cours de ces derniers mois.

Les 5 et 6 octobre derniers, le Groupe d'Etude des Phasmes tenait un stand au Salon International de l'Insecte lors d'Animal Expo. Nous tenons à remercier toute l'équipe qui a assuré la réussite de ce stand ainsi que tous les membres qui sont passés ce week-end.

Je terminerai ces quelques lignes en vous informant de la parution d'un ouvrage sur les insectes écrit par l'un de nos membres, Benoît Pilet qui signe ici son premier ouvrage "Les Insectes en Questions". Son expérience en milieu scolaire lui a permis de recueillir un nombre considérable de questions et de réponses qui constituent la base de ce livre sous la forme originale de questions-réponses richement illustrées. Cet ouvrage édité par l'Education Nationale et primé par le Ministère de la Jeunesse et des Sports se veut pédagogique. Vous pouvez vous le procurer en librairie ou directement chez l'auteur (11, rue Yvonne, 49100 Angers). Bravo à Benoît Pilet pour ce magnifique ouvrage que nous vous conseillons.

Nous comptons sur vous tous pour continuer de faire vivre notre revue par l'intermédiaire des récits de vos observations, en attendant je vous souhaite une bonne lecture...

Frédéric FEBVRE



L'oeuf de *Craspedonia gibbosa* (Burmeister, 1838)

Frédéric Langlois

8, Route de Saint Loup-Cammas, 31140 PECHBONNIEU, FRANCE

Résumé : Etude de l'oeuf de *Craspedonia gibbosa* (Burmeister, 1838) au microscope électronique à balayage (M.E.B.). Cette espèce provient de Guyane Française. L'oeuf est globuleux et mesure 3,8 mm de longueur, 3,5 mm de largeur et 3,3 mm de hauteur. L'aire micropylaire est en forme de cuillère et mesure 1,94 mm de longueur et 1,19 mm de largeur. L'operculum est elliptique et au centre se trouve un réseau en relief fortement convexe. L'originalité de l'oeuf de *Craspedonia gibbosa* tient en la présence de rangées de tubulures coniques concentriques à la bordure de l'operculum.

Mots-clés : Oeuf, *Craspedonia gibbosa*, M.E.B., Structure, Capsule, Ootaxonomie.

1. INTRODUCTION

Cet article fait suite à celui paru dans *Le Monde des Phasmes* n° 29 (pages 3 à 9) et intitulé "L'oeuf de *Stratocles variegatus* (Stoll, 1813)", car, là encore, il concerne une espèce rencontrée lors de la mission du G.E.P. en 1993 en Guyane Française.

Je pense que cet article me permettra de vous sensibiliser aux caractéristiques morphologiques de l'oeuf de *Craspedonia gibbosa*, que beaucoup d'entre vous ont maintenant le privilège d'élever et surtout d'observer.

La bibliographie disponible sur cette espèce étant quasiment inexistante, il est donc temps de combler cette lacune, et c'est cet état de fait qui a motivé l'écriture de ces quelques lignes.

2. STATUT TAXONOMIQUE

Cette espèce fût décrite initialement par Burmeister en 1838 sous le nom de *Diapherodes gibbosa*. Mais le nom de genre valide est *Craspedonia* Westwood, 1841, bien que cette espèce soit couramment appelée *Cranidium gibbosum*. Car le genre *Craspedonia* fut établi en 1841 par Westwood alors que le genre *Cranidium* le fut quant à lui en 1843 toujours par Westwood, et ce pour la même espèce. La règle voulant que ce soit le premier nom qui soit conservé.

Le nom valide est *Craspedonia gibbosa* (Burmeister, 1838)

Cette espèce a le statut taxonomique suivant :

Sous-ordre : *Anareolatae*
Famille : *Pseudophasmatidae*
Sous-famille : *Bacterinae*
Tribu : *Craspedoniini*
Genre : *Craspedonia* Westwood, 1841
Espèce : *gibbosa* (Burmeister, 1838)

Synonymes : *Cranidium gibbosa* Westwood, 1843.
Diapherodes gibbosa Burmeister, 1838 Hand. Ent.,2 : 575.
Monendroptera gibbosa Westwood, 1859. Cat. Phasm. p80.
Cranidium gibbosa Redtenbacher 1907. Die Ins. Fam. p435.

3. PREPARATION DES ECHANTILLONS ET MATERIEL UTILISE

Les oeufs sont séchés dans l'acétone et nettoyés dans une cuve à ultra sons. Puis ils sont étuvés à 60 °C durant quelques heures.

Ils sont ensuite fixés sur une pastille adhésive conductrice, elle même collée sur un porte échantillon en aluminium.

La préparation est introduite dans un métalliseur (Biorad SC 500) pour être rendue conductrice par dépôt d'un mélange "or-paladium".

Les observations et les photographies ont été réalisées sur un microscope Philips 525 M.

4. LA CAPSULE

L'oeuf est globuleux (photos n°1 et n°2) et ses dimensions sont les suivantes :

Longueur : 3,8 mm
Largeur : 3,5 mm
Hauteur : 3,3 mm

La ligne médiane est présente et est située entre l'extrémité postérieure de l'aire micropylaire et le pôle postérieur. Le chorion finement et régulièrement bosselé forme des sortes de circonvolutions (photo n°6).

Sous un grossissement plus important (photo n°7) ces bosses apparaissent constituées par un matériau organisé en réseau ramifié de façon complexe.

5. L'AIRE MICROPYLAIRE

Celle-ci est nettement délimitée et ses bords sont très réguliers.

Elle est en forme de cuillère. Sa longueur est d'environ 1,94 mm et sa plus grande largeur de 1,19 mm. Sa périphérie est constituée par un bord plat, plus large au pôle postérieur (largeur variant de 330 microns à 110 microns). Son centre est formé par une zone bombée

qui rejoint la coupe micropylaire par un prolongement très fortement rétréci. Entre ces deux zones, se situe une bande qui, elle, est légèrement creuse.

La coupe micropylaire (photo n°8) est placée à l'extrémité postérieure et la plus large de l'aire micropylaire. Son diamètre le plus important est d'environ 220 microns.

6. L'OPERCULUM

Il est de forme elliptique (photo n°3). Son plus grand diamètre est de 1,85 mm, et son plus petit de 1,56 mm, le rapport entre ces deux dimensions est d'environ 1,2.

En son centre se trouve un réseau en relief fortement convexe. Ce réseau n'est rattaché à l'operculum que par sa périphérie. Il est formé par trois niveaux de cellules, concentriques au centre de l'operculum :

- 1^{er} niveau (centre) : 1 seule cellule, la plus grande.
- 2^{ème} niveau (intermédiaire) : 8 cellules.
- 3^{ème} niveau (périphérique) : 15 cellules.

J'appelle cette structure un "réseau cellulaire en relief".

Ces chiffres ne sont qu'une indication et sont sans doute variables par le fait que certaines cellules contiguës sont parfois fusionnées deux par deux ou sont incomplètement séparées.

L'épaisseur des cordons de séparation est assez variable : 20 à 60 microns environ.

L'extrême bordure de l'operculum a un aspect assez lisse, malgré un réseau de filaments superficiels multidirectionnels en relief. Cette bordure a une largeur comprise entre 60 et 95 microns.

Contiguë et concentrique à cette bordure, se trouve une rangée de tubulures coniques dense (photo n°4). Ces tubulures sont de taille très variables, de 15 à 100 microns de hauteur, mais leur ouverture est toujours dirigée vers l'extérieur.

L'angle que forme leur axe longitudinal avec le plan de l'operculum est d'environ 45° (photo n°5). Ces tubulures sont toutes creuses, par contre la profondeur des ouvertures est difficile à déterminer.

7. CONCLUSIONS

L'originalité de l'oeuf de *Craspedonia gibbosa* tient en la présence de rangées de tubulures coniques concentriques à la bordure de l'operculum.

En effet, je ne connais, à l'heure actuelle, aucune autre espèce présentant cette caractéristique.

Cependant, il est fort probable qu'elle puisse être observée sur les oeufs de Genres proches comme *Diapherodes* Gray, 1835.

Le réseau cellulaire en relief est, quant à lui, également présent chez des espèces du genre *Pseudobacteria* Saussure, 1872.

8. REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES

Bradley J.C. et Galil B.S. (1977) The taxonomic arrangement of the Phasmatodea with keys to the subfamilies and tribes. *Proc. Entomol. Soc. Washington*, 79(2) : 176-208.

Bragg P.E. (1994) The Phasmid Database, ver. 1,5.

Burmeister H.C. (1838) Handbuch der Entomologie. Berlin, 2 : 573-575.

Langlois F. (1995) L'oeuf de *Stratocles variegatus* (Stoll, 1813). *Le Monde des Phasmes*, 29 : 3-9.

Westwood J.O. (1841) *Arcania entomologica*, 1 : 25.

Westwood J.O. (1841) *Arcania entomologica*, 2 : 49.

Divers auteurs (1993) *Le Monde des Phasmes*. Special Guyane.

LEGENDES DES PHOTOGRAPHIES

Photo n°1 : Vue latérale de l'oeuf (Grossissement : X 19,5).

Photo n°2 : Vue dorsale de l'oeuf (Grossissement : X 21,2).

Photo n°3 : Vue générale de l'operculum (Grossissement : X 46,4).

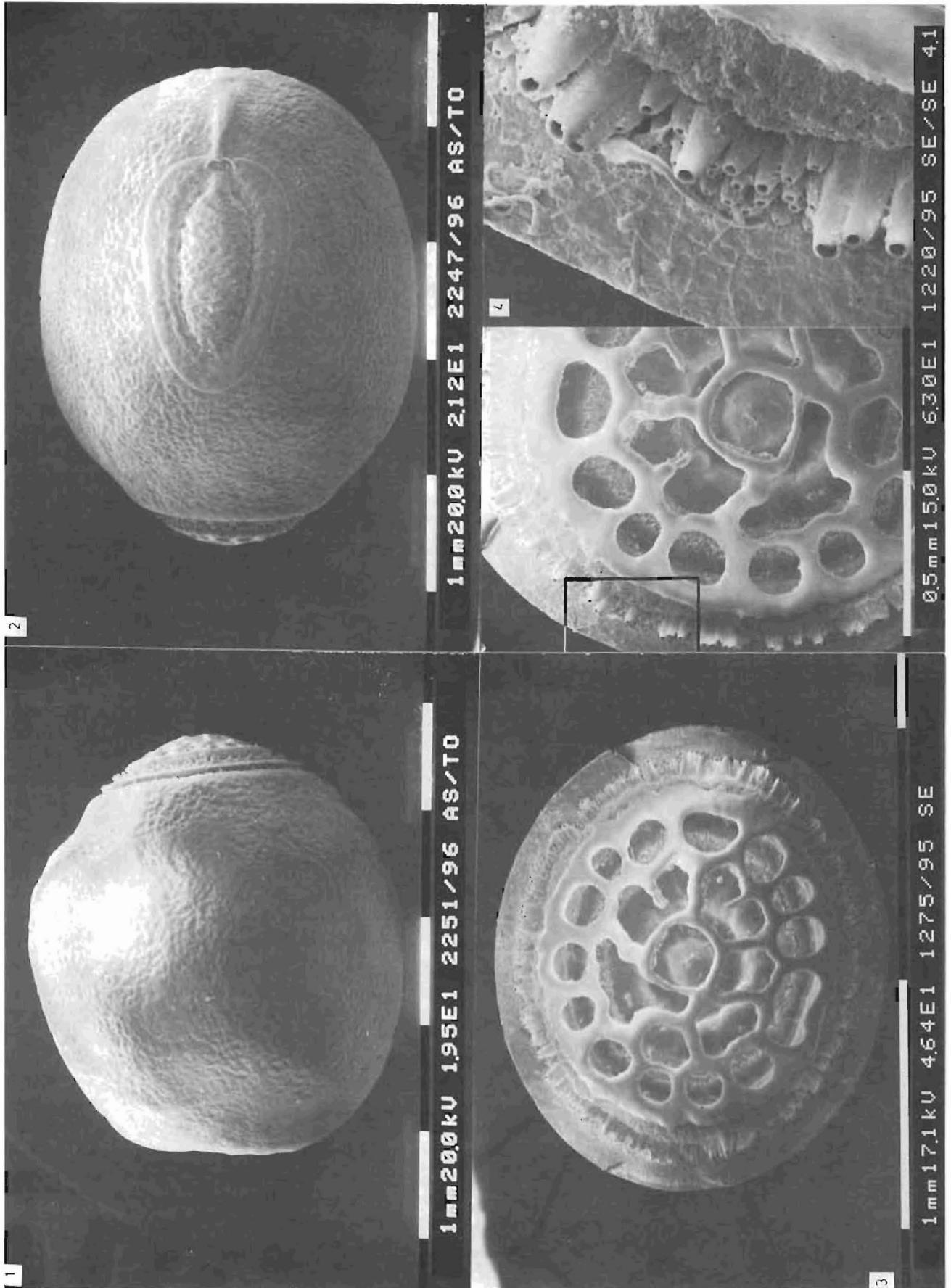
Photo n°4 : A gauche : vue générale de l'operculum (Grossissement : X 63,0). A droite : zoom sur les tubulures (Grossissement : X 259,0).

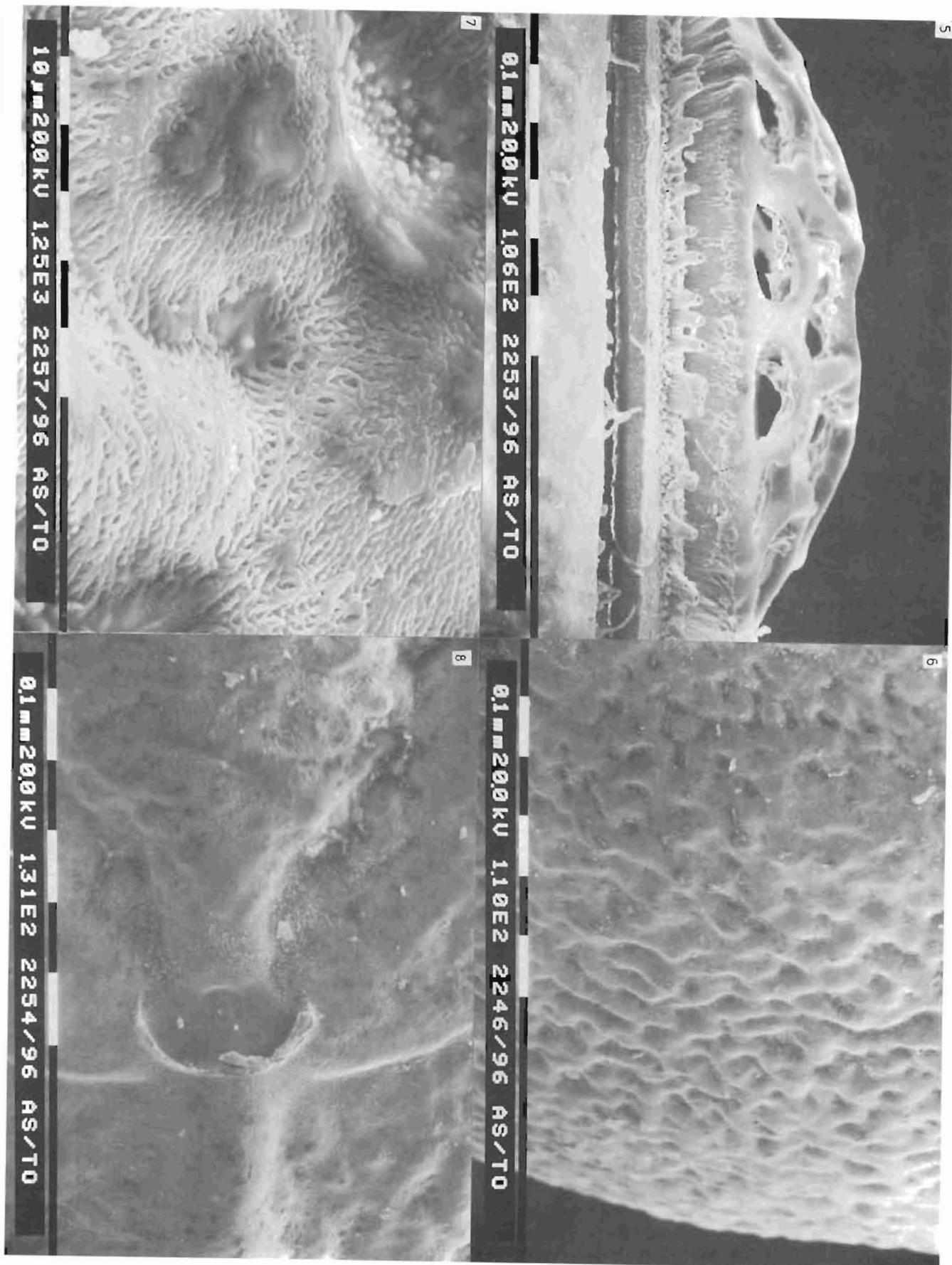
Photo n°5 : Vue latérale de l'operculum (Grossissement : X 106,0).

Photo n°6 : Surface du chorion (Grossissement : X 110,0).

Photo n°7 : Surface du chorion (Grossissement : X 1250,0).

Photo n°8 : Coupe micropylaire (Grossissement : X 131,0).





Observation critiques au sujet de *Phyllium* (Phasmatodae : Phylliidae), deux représentants des "feuilles mouvantes"

Burghard Hausleithner

Traduit de l'allemand par Monique Vergne

Hochstrasse 8, A-3730 EGGENBURG, AUTRICHE

Mots-clés : Taxonomie, Différenciation, Confusion, *Phyllium bioculatum*, *Phyllium pulchrifolium*.

Comme c'est justement chez les "feuilles mouvantes" (genre *Phyllium*, Illiger) que très souvent les insectes sont présentés sous un faux nom d'espèce ou également sous un nom fantaisiste, j'aimerais contribuer ici à l'éclaircissement de nombreuses erreurs.

L'espèce de *Phyllium*, la plus souvent présentée et élevée, est certainement *Phyllium bioculatum* Gray, 1832. Les synonymes de cette espèce sont :

Phyllium crurifolium Serville, 1839

Phyllium dardanus Westwood, 1859

Phyllium scythe Gray, 1843

Phyllium gelonus Gray, 1843.

Il y a un spécimen au Musée d'Histoire Naturelle de Vienne que Redtenbacher a rattaché à cette espèce. Cependant, la soi-disant marque typique de l'espèce (absence de dents sur les fémurs antérieures) se révéla être la conséquence d'une repousse bilatérale des deux pattes antérieures. Ce qui est aisément reconnaissable aux tarsi. D'autre part, les oeufs de cette femelle étaient identiques à ceux de *Phyllium bioculatum*.

La seconde espèce de *Phyllium*, est très étroitement liée à celle citée en premier et par rapport à elle, n'en constitue qu'une sous-espèce. Le synonyme de cette espèce est *Phyllium pulchrifolium* Serville, 1839. En synonymie de cette dernière espèce ont trouvé *Ph. agathyrus* Gray, 1843 et *Ph. magdelaine* Luc, 1857.

Les deux espèces ne se différencient que par le développement différent de leurs derniers segments abdominaux. Redtenbacher (dans Brunner et Redtenbacher. (1906-1908) Die Insektenfamilie der Phasmiden. Leipzig.) indique comme signe de reconnaissance pour *Ph. pulchrifolium* que chez le mâle sur la partie arrière des fémurs antérieures, des lobes

presque à angles aigus et chez la femelle de part et d'autre à l'arrière un abdomen arrondi en forme d'anse. Malheureusement, une différence aussi claire dans le développement de l'abdomen est relativement rare.

La plupart du temps, le développement de l'abdomen se présente de telle façon qu'une adjonction à l'une ou l'autre espèce apparaît peu probable. Ce que l'on peut aussi constater lors de la détermination des individus du Musée d'Histoire Naturelle de Vienne.

Ainsi, par exemple, certains éleveurs présentent *Ph. bioculatum* (= *Ph. crurifolium*) en tant que *Ph. crurifolium* (certainement une erreur de lecture).

Le meilleur exemple de similitude entre espèces, peut être vu au Musée d'Histoire Naturelle de Vienne, où existe un spécimen de *Ph. bioculatum* de Ceylan et un spécimen de *Ph. pulchrifolium* de Java.

Certains auteurs ont de ce fait annoncé qu'ils doutaient qu'il s'agissait réellement de deux espèces différentes. Ainsi, Green (1906) a observé que ces espèces pouvaient se rattacher partiellement à *Ph. bioculatum*, mais aussi à *Ph. pulchrifolium* à partir de l'élevage d'une espèce capturée par lui à Ceylan.

Aussi, Plate (1917: 24) qui travaillait également à Ceylan (avec *Ph. pulchrifolium*) remarqua, de façon critique, au sujet de la différenciation des espèces : "Il m'apparaît douteux que *Ph. pulchrifolium* se distingue réellement de *Ph. bioculatum* Gray (= *Ph. crurifolium* Serville). Le bombement bilatéral à côté de la pointe de la partie arrière de la femelle est si peu accusé que de ce point de vue apparaissent des transitions entre les deux espèces". Klante (1974) se rallie aussi à ces explications dans son abondant travail sur les *Phyllium*.

Après examen de l'abondante collection de *Phyllium* de Vienne et en se basant sur les résultats de mon propre élevage de *Phyllium bioculatum*, je suis d'avis qu'il existe trop de formes transitoires du développement de l'extrémité abdominale pour que cet indice puisse être considéré comme une spécificité pour la différenciation des espèces.

D'autre part, chez d'autres familles de phasmes apparaissent également différentes formes d'abdomens à l'intérieur d'une espèce. Ainsi, *Lonchodes hosei* Kirby montre de si grandes variations que ces formes furent décrites comme étant des espèces différentes. Une réponse définitive à cette question ne pourrait être apportée que par des essais à grande échelle de croisements d'espèces fortement différenciées.

Pour finir j'aimerais remercier le Dr. A. Kaltenbach qui a rendu possible le travail sur la collection des Phasmes du Musée d'Histoire Naturelle de Vienne.



Bilan d'élevage d'*Extatosoma tiaratum* et de *Craspedonia gibbosa*

Gérard Doucet

Impasse Tabert, 82000 MONTAUBAN, FRANCE

Mots-clés : .Elevage, Ponte, Incubation, *Extatosoma tiaratum*, *Cranidium gibbosum*.

Extatosoma tiaratum

92-93

Je reçois des oeufs le 12/11/92.

Les naissances s'étalent du 20/05/93 à début juillet 93.

C'est peu comme information... et je reprends conscience à cette occasion de la nécessité absolue de dater les informations et de les détailler (nombre d'oeufs, nombre de jeunes morts, ...).

93-94

Ponte à partir du 12/10/93.

Naissance du 27/07/94 au 14/04/95.

De ces dates, on peut déduire la durée de l'incubation : du 12/10/93 au 27/07/94 : 288 jours ou 9 mois et 18 jours.

A supposer qu'il n'y ait eu qu'une seule femelle et que donc la première naissance correspond bien au premier oeuf pondu ! Là encore, dommage que je n'ai pas compté les oeufs et les naissances. Par contre, est-il possible que les naissances durent de juillet 94 à mai 95 ?? (pour le même lot d'oeufs).

Ou alors les naissances de mai 95 correspondent-elles à des oeufs pondus en octobre ou novembre 94 et dont je n'aurais pas tenu une comptabilité précise ?

Je conserve les oeufs dans mon appartement, c'est à dire à une température d'environ 18 °C.

94-95

Aucune note !!

Pourtant, mon élevage s'est poursuivi puisque je l'ai poursuivi l'année suivante.

Très peu de naissances, avec une forte mortalité des jeunes. Il ne me restera qu'une femelle. En septembre 95, il me reste une centaine d'oeufs que je jette, car les 5 ou 6 que j'ai ouvert étaient secs. Mais ai-je eu raison de les jeter ? Etaient-ils tous secs ?

95-96

Je continue donc à partir d'une seule femelle qui me reste de l'année précédente.

Les premiers oeufs sont pondus le 11/10/95 et les derniers le 18/07/96.

Au total, la femelle a pondu 742 oeufs en 281 jours, soit une moyenne de 2,6 oeufs par jour. Je n'ai malheureusement pas eu loisir de compter les oeufs jour par jour, ce qui aurait permis de produire une belle courbe ! Je les ai comptés par période de 2 jours à 11 jours. Petite exception en début de ponte où je comptais jour par jour et où j'ai pu relever que ma femelle avait pondu 6 oeufs le 28/10/95, 4 oeufs le 23/10/95, ...

Je reste quand même surpris de l'ampleur de la ponte : 742 oeufs !

Voilà pour le quantitatif. Reste le qualitatif qui est que l'an passé je n'ai eu que de rares éclosions et que cette année, les premiers oeufs d'octobre 95 n'ont toujours pas éclos. Est-ce un problème d'humidité (puisque les oeufs jetés étaient secs).

Avant je vaporisais régulièrement de l'eau sur les oeufs, mais ils finissaient par se coller tous entre eux. Alors cette année, j'ai adopté le principe de la boîte trouée posée sur de la vermiculite humide : est-ce suffisant ? Pour le moment, ce n'est pas concluant. Et sur le sable humide ou le coton, ça moisit ! Alors que faire ?

96-97

24/09/96 : Première naissance du lot d'oeufs (dont les premiers pondus datent d'octobre 1995).

Craspedonia gibbosa

04/04/96

8 oeufs reçus du GEP.

Placés dans un petit panier de tulle sur de la terre abondamment humidifiée.

Dans un premier temps, les oeufs placés directement sur le terreau et vaporisés ont eu tendance à moisir.

02/05/96

1 oeuf moisi jeté.

1) 05/06/96

Première naissance.

12/06/96

Mort du jeune né le 05/06/96.

Apparemment, il avait 1 ou 2 pattes antérieures mal formées et se déplaçait un peu difficilement.

2) 26/09/96

Deuxième naissance.

28/09/96

Mort du jeune phasme.

Comment se fait-il que ces phasmes ne survivent pas au delà de quelques jours ?

Baculum thaili

Hausleithner, 1985

PSG n° 22

Texte Emmanuel Dorel et Philippe Lelong,
Dessins Alain Deschandol et Philippe Lelong

Mots-clés : *Baculum thaili*, Thaïlande, Description, Elevage., PSG n° 22

CLASSIFICATION

Cette espèce appartient au genre *Baculum* établi par Saussure en 1870. Cette espèce fût baptisée par Burghard Hausleithner en 1985. Ce genre fait partie de la tribu des *Bacillini*, de la sous-famille des *Phasmatinae*, de la famille des *Phasmatidae* et du sous-ordre des *Anareolatae*.

ORIGINE ET HISTORIQUE

Cette espèce a été rapportée du Parc National Khao Yai en Thaïlande, en 1977, par Anthony Julian Ottie.

DESCRIPTION DES ADULTES

Chez cette espèce le dimorphisme sexuel est très important. Toutefois chez les deux sexes, le corps est aptère, allongé et assez fin, voire très fin chez le mâle. La femelle est trois fois plus large que le mâle. Les antennes sont courtes. Les pattes sont longues et fines.

La femelle (figure n° 1) est de taille moyenne, la longueur de son corps est comprise entre 100 et 130 mm (sans les antennes, ni les pattes). La longueur totale est comprise entre 200 et 240 mm. Les antennes sont courtes et mesurent environ 15 mm. Le corps est longiligne et de couleur uniforme le plus souvent vert cendré, mais cette couleur peut varier jusqu'au brun en passant par des couleurs rougeâtres. La tête porte, entre les deux yeux, deux cornes foliacées obtusément pointues (figure n° 2). La cuticule des trois segments thoraciques est dorsalement granuleuse, ainsi que pour les premiers segments abdominaux. Les pattes antérieures portent sur les carènes des épines en dent de scie, sur les médianes il y a, basalement au niveau des fémurs et des tibias, une épine foliacée en avant et en arrière, soit deux épines sur chaque tibia et deux sur chaque fémur.

Le mâle (figure n° 3) mesure entre 70 et 90 mm de longueur. La longueur totale du corps avec les pattes mesure entre 170 et 190 mm. Les antennes mesurent quant à elles environ 20 mm de longueur. Le corps est très fin, son diamètre au niveau de l'abdomen est d'environ 1,5 mm. La couleur générale du corps est toujours le brun chocolat (parfois, mais rarement, brun légèrement verdâtre). Les pattes sont généralement plus claires que le corps et les genoux sont noirs (contrairement à *Baculum extradentatum* qui a des genoux jaunâtres). Le thorax est bordé par une ligne latérale brun verdâtre sombre. La tête et le corps sont

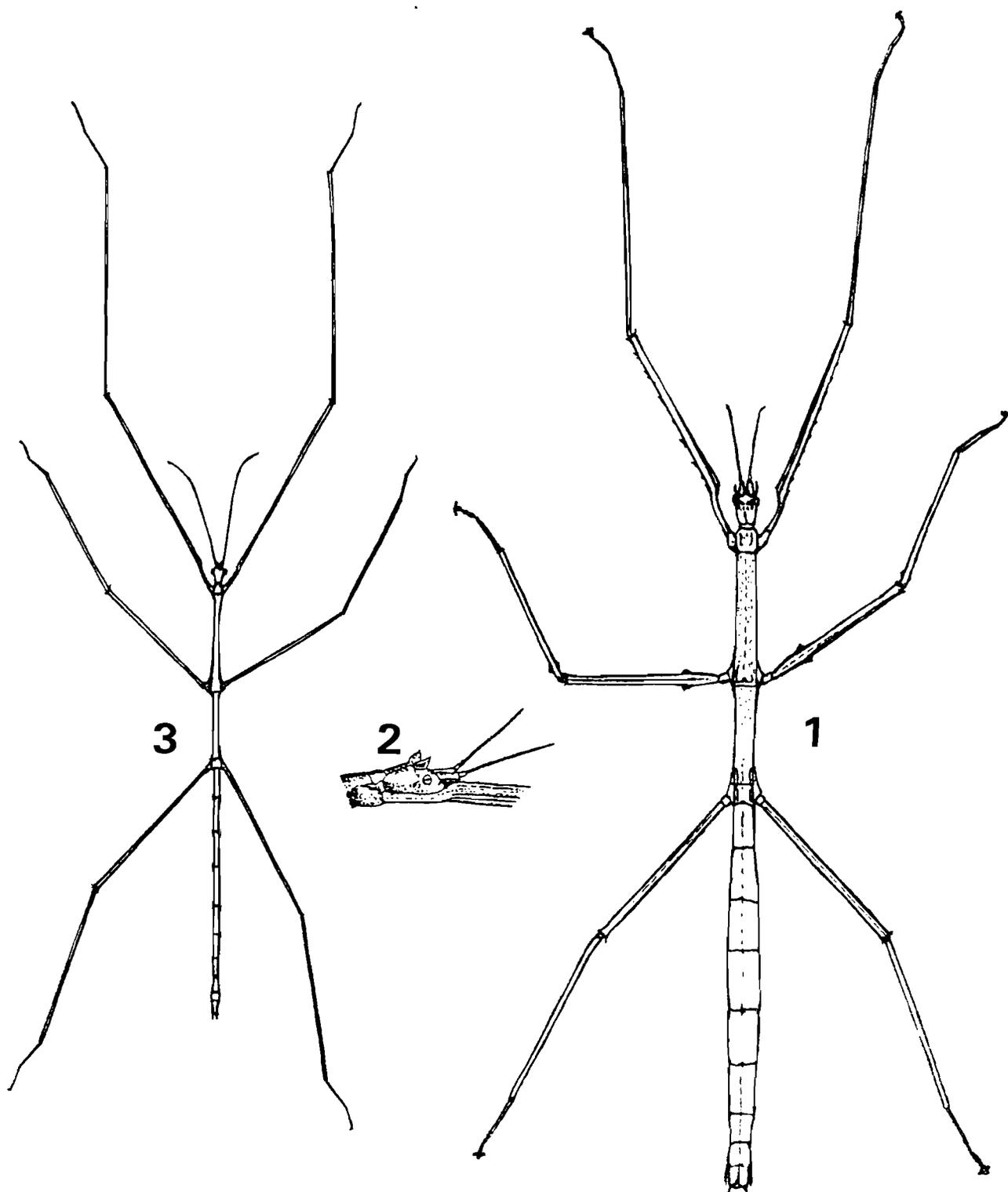


Figure n° 1 : Femelle de *Baculum thaili* Hausleithner, 1985 (x 1)
Figure n° 2 : Détail de la tête d'une femelle (x 2) (Dessin d' A. Deschandol)
Figure n° 3 : Mâle de *Baculum thaili* Hausleithner, 1985 (x 1)

parfaitement lisses, sans épine ni corne. Les yeux sont jaunâtres, alors que *Baculum extradentatum* a les yeux bruns de la même couleur que le corps.

Les accouplements sont fréquents, mais ne durent jamais longtemps.

JEUNES

A la naissance les jeunes mesurent 15 mm de longueur et sont très grêles. Ils sont de couleur crème ou verdâtre. La durée du développement est d'environ 4 mois.

LES OEUFS (figure N° 4)

Ils sont bruns, ils mesurent 3,3 mm de longueur, 1,1 mm de largeur et 1,6 mm de hauteur. La forme est particulière et caractéristique de l'espèce. Les oeufs sont plats et allongés, la forme est grossièrement rectangulaire, mais avec une importante dépression au niveau de l'aire micropylaire (dorsalement). L'operculum est ovoïde, plat et noirâtre. Lors de la ponte, les oeufs sont projetés au hasard et tombent au sol. L'incubation est comprise entre deux et trois mois à une température de 20 °C.



Figure n° 4 : Oeuf de *Baculum thaili*. Vue de profil (x 10).

DEFENSE

Ce phasme n'a pas de réels moyens de défense actifs, sa seule arme étant sa faculté à "faire le mort" (catalepsie).

ELEVAGE

Cette espèce est très facile à élever (sur de la ronce par exemple) dans un terrarium de taille moyenne. C'est un phasme très prolifique et très robuste. Les conditions d'élevage sont les plus simples, il n'y a pas besoin de maintenir une forte humidité, une pulvérisation d'eau de temps en temps est amplement suffisante. La température ambiante d'environ 20 °C est parfaite, si toutefois elle tombe à 15 °C quelques heures, il n'y aura aucune incidence.

COMMENTAIRE

C'est l'espèce idéale pour les débutants ou pour les élevages dans les classes. Cette espèce ne demande que peu d'entretien mis à part le renouvellement de la plante nourricière. Il est important pour la bonne santé de l'élevage de changer le feuillage une fois par semaine et de nettoyer la cage de temps à autre.



Observations sur *Acrophylla wuelfingi* (Redtenbacher, 1908)

Guilhem Bernard

4, Impasse de l'aubépine, 34170 CASTELNAU LE LEZ, FRANCE

Mots-clés : *Acrophylla wuelfingi*, Elevage, Reproduction.

INTRODUCTION

Par l'intermédiaire d'un petit historique de mon élevage, je mets en place une série de questions et de problèmes qui, je l'espère, grâce aux réponses avisées des lecteurs de la revue, me permettront, ainsi peut-être qu'à d'autres éleveurs, d'améliorer la croissance et le maintien de ce grand phasme qui peuvent parfois causer quelques ennuis.

HISTORIQUE ET DESCRIPTION

Mon élevage d' *Acrophylla wuelfingi* a débuté le 23 avril 1995 par l'acquisition de deux couples au quatrième stade. Leur développement s'est très bien déroulé mis à part un petit incident lors de la mue d'une femelle (voir *Le Monde Des Phasmes* n° 32) et c'est ainsi que dès le mois de juillet, je commençais à ramasser quelques oeufs. Ces oeufs furent déposés dans un petit récipient dont le fond était recouvert de papier absorbant de manière à conserver une humidité de l'ordre de 80 à 90 % HR, à température ambiante (entre 25 et 30 °C cette année là).

Sur ce, je partis en vacances en ayant pris soin de laisser à mes phasmes une quantité de ronce suffisante ainsi qu'un système d'humidification plutôt archaïque (des bouts de cordes trempant dans l'eau et serpentant parmi les tiges de ronce, la capillarité devant normalement jouer son rôle). Ce procédé se révéla inadapté et à mon retour, quinze jours après, je ne retrouvais qu'une seule femelle vivante (les autres espèces avaient, elles, bien supportées le choc).

Les oeufs quant à eux, avaient également été soumis à rude épreuve (bénéficiant du même "humidificateur") en restant une bonne dizaine de jours sur du papier absorbant complètement sec et à une température avoisinant les 30 °C. Malgré cela, je décidais de les conserver en les remplaçant dans de meilleures conditions et en ajoutant au fur et à mesure ceux pondus par la dernière femelle. Malheureusement, celle-ci devait rapidement mourir. Le bilan à l'issue du mois d'août était donc le suivant :

130 oeufs dont une grosse moitié avait passé un début d'incubation dans des conditions difficiles.

Faute de mieux, je laissais incuber les oeufs en les chauffant à 25 °C en hiver, avec un taux d'humidité relative variant entre 80 et 90 % HR.

La première éclosion eut lieu le 09 janvier 1996 (soit environ 7 mois après la ponte) et durant les mois de janvier et février, les naissances se succédèrent au rythme de deux ou trois par semaine. Environ 70 % des jeunes succombèrent au bout de quatre ou cinq jours d'existence pour des raisons inconnues (la moitié des jeunes avait un abdomen soit tordu, soit tire-bouchonné à son extrémité).

Les éclosions s'interrompirent fin février pour reprendre au mois de mai (11 mois après la ponte) et là, le taux de mortalité des jeunes fut désastreux : 90 % périrent au premier stade et ce, malgré tous mes efforts pour enrayer l'hécatombe par des modifications de la température, de l'humidité, de l'aération mais en conservant la ronce comme unique plante nourricière (de brefs essais sur du *pyracantha* s'avérèrent infructueux mais peut-être était-ce dû à d'autres facteurs).

Début juillet 1996, je possédais donc une douzaine de spécimens entre le quatrième et le sixième stade (sur cinquante oeufs éclos). Quel ne fut pas mon étonnement de constater que sur douze *Acrophylla wuelfingi*, je n'avais que des femelles ! Ceci me surprit d'autant plus que les articles de E. Delfosse (*Le Monde Des Phasmes* n° 25) et de P. Léon (*Le Monde Des Phasmes* n° 23) me laissaient présager le contraire.

Poursuivant néanmoins mon élevage, une des femelles devint adulte trois semaines avant mon départ en vacances. Afin d'éviter les désagréments de l'année passée, je mis au point un système d'humidification plus efficace mais cette fois, c'est la faim qui fit subir à mon élevage d' *A. wuelfingi* les pertes les plus importantes (que l'on mette cinq branches de ronce ou bien dix, elles se fanent toujours au bout d'une dizaine de jours en été) si bien que deux semaines plus tard, trois femelles gisaient mortes sur le fond du terrarium et trois autres ne survécurent pas plus de trois ou quatre jours à leur amaigrissement forcé.

Parmi les victimes, ma femelle adulte du mois de juillet. J'entreprenais alors de la jeter dans le jardin en pitance aux fourmis (je me débarrasse de tous mes phasmes morts de cette façon). Quatre ou cinq jours plus tard, je repassais fortuitement devant sa dépouille et là, je découvrais une ribambelle d'oeufs dans l'abdomen à demi dévoré ; en tout 27 dont 7 de couleur beige-orangé caractéristique des oeufs immatures.

INTERROGATIONS :

Suite à toutes ces observations, de nombreux points me laissent perplexe :

① Même s'il est normal d'avoir de la mortalité au premier stade, je trouve malgré tout que le nombre de jeunes survivants est anormalement faible.

A ce propos je suis à peu près convaincu que les malformations de certains nouveau-nés sont dues au manque d'humidité subi par une partie des oeufs au début de leur incubation (comme c'est aussi le cas chez *Carausius morosus* (Sinéty, 1901)). Quant à ceux qui meurent de façon inexplicée (et ils sont nombreux !), peut être est-ce causé par une température d'incubation trop élevée au cours du mois de juillet et d'août. L'article de Y. Lefranc et P.E. Roubaud (*Le Monde Des Phasmes* n° 29) me pousse à le croire.

J'aimerais donc savoir ce qu'il en est exactement et si quelqu'un possède un dispositif permettant d'obtenir de meilleurs résultats.

② Pourquoi n'ai-je que des femelles alors que dans certains élevages, les mâles sont en surnombre ?

Faut-il incriminer une fois de plus les conditions d'incubation et en particulier la température ?

Est-il aussi possible que tous les jeunes mâles, peut-être plus fragiles, meurent dès les premiers jours ?

A ce sujet, peut-on faire la différence entre mâle et femelle au premier stade ?

- ③ Visiblement, l'absence de mâle de la même espèce ne semble pas empêcher la production d'oeufs, mais l'absence de ponte pourrait-elle alors indiquer une rétention d'oeufs de la part de la femelle faute d'avoir reçu un ou plusieurs stimuli d'un mâle ? (Cf. « Déterminisme de la ponte chez les insectes » par A. Thomas et M. Mesnier).

Serait-il alors possible de provoquer la ponte par « des excitations mécaniques exercées sur l'extrémité antérieure de la chaîne nerveuse ventrale » comme l'évoquent A. Thomas et M. Mesnier dans le cas de *Galleria mellonella* (Lépidoptère).

Quel serait dans ce cas le devenir de ces oeufs ?

Je conserve ceux prélevés sur la femelle morte mais n'ayant jamais lu d'article concernant un éventuel comportement parthénogénétique chez cette espèce, je pense qu'ils sont stériles (je me trompe peut-être).

- ④ Est-il possible que la mort de la femelle « pleine » soit due à une hypothétique rétention des oeufs ?

REMARQUE FINALE :

Au moment où j'écris ces lignes, je poursuis mon élevage. Une autre femelle est devenue adulte et les naissances se poursuivent.

CONCLUSION

Voici donc un élevage qui aura monopolisé toute mon attention pendant de longs mois et qui continue à me surprendre au fil des jours. Je remercie d'avance toutes les personnes du groupe qui voudrons bien répondre à mes questions concernant ce splendide phasme australien.

BIBLIOGRAPHIE

- Bernard, G.** (1995) Sauvetage d'un *Acrophylla wuelfingi*. *Le Monde Des Phasmes* n° 32: 14.
Delfosse, E. (1994) Observations d'élevage. *Le Monde Des Phasmes* n° 25: 19-20.
Leffranc, Y, Roubaud, P.E. (1995) Point de vue et vue par point. *Le Monde Des Phasmes* n°29: 22-24.
Léon, P. (1993) Observations diverses dans mon élevage. *Le Monde Des Phasmes* n°23: 19.
Thomas, A., Mesnier, M. (1984) Déterminisme de la ponte chez les insectes. *Bull. Soc. Ent. Française*. Tome 89: 855-866.



NOTE

Juste quelques lignes pour signaler à tous les lecteurs la présence d'un petit musée dédié à Jean-Henri FABRE à SAINT-LEONS son village natal dans l'Aveyron.

Vous pourrez y découvrir entre autres une exposition d'insectes morts et aussi vivants (en été exclusivement pour ces derniers je crois). Les phasmes ne sont pas oubliés, il étaient présents cette année :

Oreophoetes peruana (Saussure, 1868)

Eurycantha coriacea Redtenbacher, 1908

Baculum thaii Hausleithner, 1985

Heteropteryx dilatata (Parkinson, 1798).

Il y avait également des punaises africaines, des blattes géantes, des scorpions, des chenilles, des fourmis, ... bien vivants ! Le musée est ouvert du 1er juillet au 31 août tous les jours sauf le mardi, de 14h30 à 18h30, et hors saison sur rendez vous. Pour tous renseignements :

Musée Jean-Henri FABRE

12780 Saint-Léons

Tél. : 05-65-58-80-54

G. Bernard ●

Observation d'une mue d'un *Extatosoma tiaratum* (Macleay, 1827)

Jérôme Carval

31, Résidence Laouanicq, 56520 GUIDEL, FRANCE

Mot-clés : *Extatosoma tiaratum*, Mue, Biologie.

Comme l'a précisé M. Guilhem Bernard dans la revue *Le Monde Des Phasmes* n° 32, il est possible de sauver un phasme coincé dans son exuvie lors d'une mue. Ceci s'applique surtout aux phasmes de taille importante, plus faciles à manipuler.

Ainsi, alors que je m'apprêtais à vaporiser de l'eau sur les feuilles de ronces de mon élevage, je remarquai une femelle qui, effectuant sa dernière mue, s'était positionnée beaucoup trop bas, se trouvant alors la tête et le thorax touchant terre. Je la pris par l'exuvie et l'aidai à se dégager. Je profitai alors de l'occasion pour examiner à loisir la phase finale de la mue. Le corps encore mou, je remarquai une chose étrange : je vis des parties du corps s'enfoncer puis revenir à leur position initiale et ceci plusieurs fois de suite, comme sous l'effet d'une pompe. Ces mouvements étaient localisés au niveau du thorax et de l'abdomen.

Je ne sais pas si ce phénomène a déjà été observé ou s'il est connu, mais j'espère que mon observation pourra être utile à l'étude faite sur la croissance de l'individu durant la mue. ●

N.D.L.R. : Les mouvements péristaltiques sont observables chez tous les Insectes lors de la mue et permettent l'extraction de l'insecte de son exuvie.

Catalogue des Phasmes des Antilles

Frédéric Langlois et Philippe Lelong

8, Route de Saint Loup-Cammas, 31140 PECHBONNIEU, FRANCE
Le Ferradou, n° 3, 31570 SAINTE FOY D'AIGREFEUILLE, FRANCE

Mot-clés : Antilles, Catalogue, Répartition.

I. INTRODUCTION

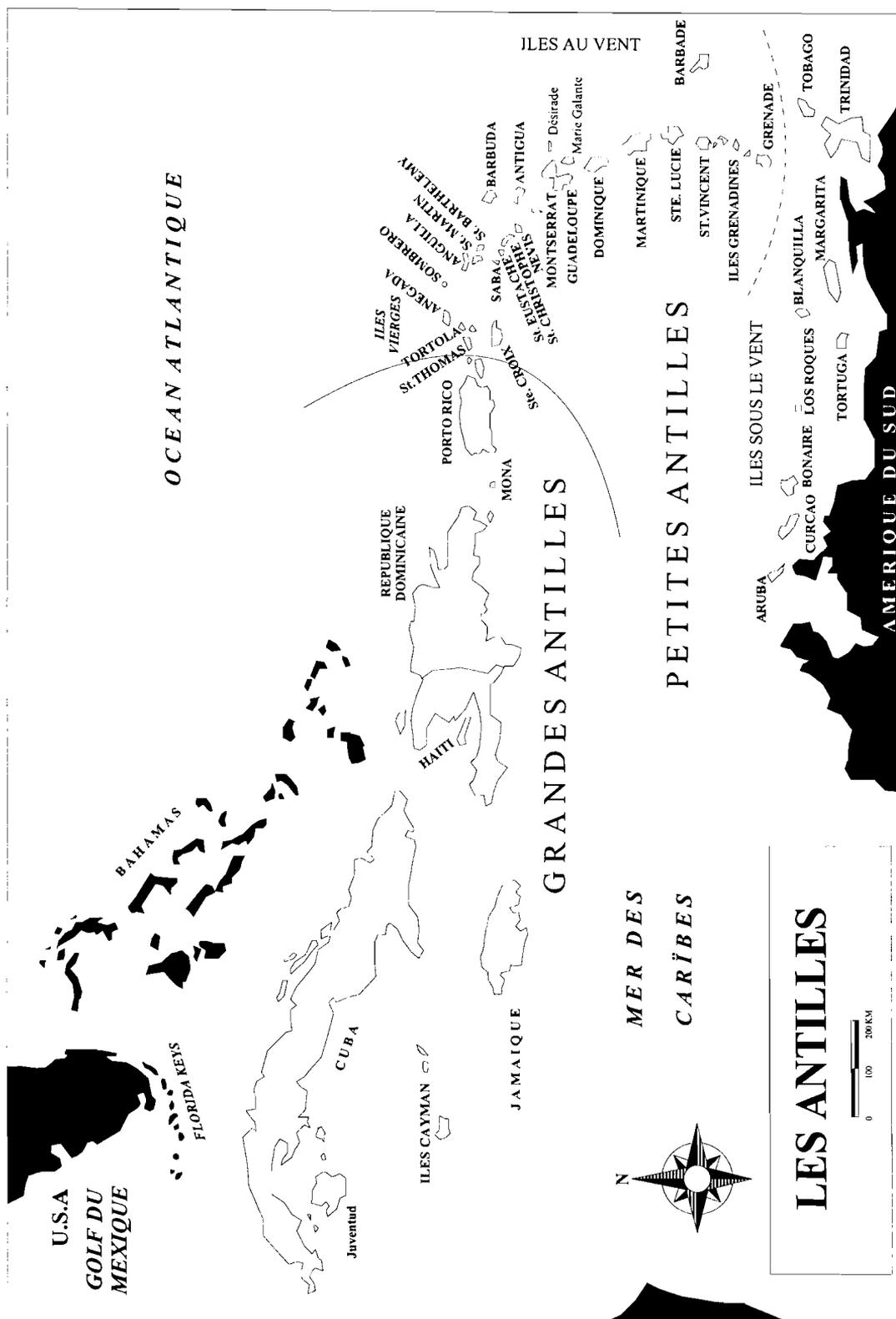
Les phasmes aux Antilles sont nombreux mais les études sur ceux-ci sont très réduites. Il convenait donc de faire un bilan des espèces décrites et connues à ce jour. Cette étude bibliographique a été faite île par île en s'aidant de vieux ouvrages et surtout en utilisant la base de données de Phil Bragg.

La liste suivante est assez brute, et bien qu'une étude sur les synonymies ait été réalisée, bon nombre d'espèces y figurent sans doute sous un nom qui n'est pas encore actualisé. Pour lever ce genre d'ambiguïté un long travail, souvent assez délicat, est nécessaire.

II. PHASMES DES GRANDES ANTILLES

CUBA

<i>Anisomorpha longipennis</i> Redtenbacher, 1906	Die Ins. Phasm., 1: 92.
<i>Anisomorpha poeyi</i> (Saussure, 1868)	Rev. & Mag. Zool., (2)20: 67.
<i>Aploploides stenocephalum</i> Rehn & Hebard, 1938	Trans. Am. ent. Soc., 64: 49. pl. 4.18-21.
<i>Aplopus cubensis</i> (Saussure, 1868)	Rev. & Mag. Zool., (2)20: 68.
<i>Aplopus juvenis</i> (Redtenbacher, 1908)	Die Ins. Phasm., 3: 430. pl. 20.4.
<i>Pseudobacteria cubaense</i> de Haan, 1842	in Temminck, Verh. Orth., p. 101.
<i>Pseudobacteria cubaensis</i> Saussure, 1870	in Edwards: Mission Sci. Mex., 6: 159. (? = <i>Dyme diademata</i>)
<i>Bacteria cubense</i> (Saussure, 1868)	Rev. & Mag. Zool., (2)20: 67. [nec de Haan].
<i>Bostra deplanata</i> Redtenbacher, 1908	Die Ins. Phasm., 3: 411.
<i>Calynda dorbignyana</i> Brunner, 1907	Die Ins. Phasm., 2: 329.
<i>Clonistria exornata</i> Redtenbacher, 1908	Die Ins. Phasm., 3: 405.
<i>Creoxylus poeyi</i> (Saussure, 1868)	Rev. & Mag. Zool., (2)20: 68.
<i>Diapherodes venustula</i> (Serville, 1838)	Hist. Nat. Ins., Orth., p. 242.
<i>Dyme diademata</i> Brunner, 1907	Die Ins. Phasm., 2: 326.
<i>Hesperophasma cordiferum</i> Rehn, 1938	Proc. Acad. Nat. Sci. Phila., 90: 103. fig. 1.



Carte des Antilles

Hesperophasma lyrata (Bolivar, 1888)
Hesperophasma saussurei (Bolivar, 1888)
Libethra triedrica (Bolivar, 1888)
Ocnophila illegitima Brunner, 1907
Ocnophila poeyi (Bolivar, 1888)
Phasma cubensis Saussure, 1868

Mem. Soc. Zool. Fr., 1: 137.
 Mem. Soc. Zool. France, 1: 137.
 Mem. Soc. Zool. France, 1: 138.
 Die Ins. Phasm., 2: 316.
 Mem. Soc. Zool. France, 1: 138.
 Rev. & Mag. Zool., (2)20: 67. (espèce certainement renommée, pas de trace de synonymie)

JAMAÏQUE

Anisomorpha jamaicana Redtenbacher, 1906
Anisomorpha (?) *cyllarus* (Westwood, 1859)
Aplopus murinus (Redtenbacher, 1908)
Aplopus jamaicensis (Drury, 1773)
Clonistria annulipes Rehn & Hebard 1938
Clonistria bicoloripes Rehn & Hebard, 1938
Clonistria latebricola Rehn & Hebard, 1938
Clonistria monticola Rehn & Hebard, 1938
Diapherodes laevicollis Redtenbacher, 1908
Dyme simplicitarsis (Gray, 1835)
Phasma graveolens King, 1867

Die Ins. Phasm., 1: 94.
 Cat. Phasmidae, p. 155, pl. 13.2 & 14.5. (synonymie incertaine)
 Die Ins. Phasm., 3: 430.
 Exot. Ins. II, pl. 49.1.
 Trans. Am. ent. Soc., 64: 47. pl. 3.12 & 3.13.
 Trans. Am. ent. Soc., 64: 43. pl. 3.7, 3.8, 3.9.
 Trans. Am. ent. Soc., 64: 42. pl. 3.5 & 3.6.
 Trans. Am. ent. Soc., 64: 45. pl. 3.10, 3.11.
 Die Ins. Phasm., 3: 435.
 Synopsis of Phasm., p. 43.
 Proc. ent. Soc. Lond., p. LXXX. (espèce certainement renommée, pas de trace de synonymie)

HAÏTI

Phasma reticulata Beauvois, 1805
Taraxippus paliurus Moxey, 1971

Ins. Afr. Amer., 166, pl. 14.5. (Haïti ?)
 Psyche, 78: 69.

REPUBLIQUE DOMINICAÏNE

Aplopus cythereus (Westwood, 1859)
Aplopus evadne (Westwood, 1859)
Aplopus ligius (Westwood, 1859)
Aplopus spinipes (Palisot de Beauvois, 1805)
Bacteria dryas Westwood, 1859
Bacteria spinosa Burmeister, 1838
Bacteria arumatia (Stoll, 1787)
Dyme haita (Westwood, 1859)
Hesperophasma planulum (Westwood, 1859)
Olcypoides spinicollis (Burmeister, 1838)

Cat. Phasmidae, p. 86, pl. 18.5.
 Cat. Phasmidae, p. 85, pl. 18.6.
 Cat. Phasmidae, p. 89, pl. 11.1 & 11.2.
 Ins. rec. Afrique & Amérique, Orth., pl. 14.4.
 Cat. Phasmidae, p. 27. [nom. nov.]
 Handbuch Ent., 2: 567.
 Repr. pl. XIII, fig 51
 Cat. Phasmidae, p. 25. pl. 25.5 & 25.6.
 Cat. Phasmidae, p. 34. pl. 1.7.
 Handbuch Ent., 2: 585.

MONA

Aplopus ligiolus (Redtenbacher, 1908)
Lamponius bockii Redtenbacher, 1908

Die Ins. Phasm., 3: 432.
 Die Ins. Phasm., 3: 357.

PORTO-RICO

Agamemnon iphimeidia Moxey, 1971
Agamemnon thomae (Saussure, 1868)
Anisomorpha jamaicana Redtenbacher, 1906
Aplopus achalus Rehn, 1904
Aplopus jamaicensis (Drury, 1773)
Bacteria dryas Westwood, 1859
Canuleius cornutus (Burmeister, 1837)
Clonistria bartholomaea Stål, 1875 (?)

Diapherodes longiscapha Redtenbacher, 1908
Dyme krugiana Brunner 1907
Dyme yersiniana (Saussure, 1868)
Lamponius bockii Redtenbacher, 1908
Lamponius klugi Redtenbacher, 1908
Lamponius portoricensis Rehn, 1903
Lamponius restrictus (Redtenbacher, 1908)
Phibalosoma ceratocephalum (Gray, 1835)

Psyche, 78: 71.
 Rev. & Mag. Zool., (2)20: 64.
 Die Ins. Phasm., 1: 94. (Puerto Rico ?)
 Proc. Acad. Nat. Sci. Phila., 56: 68.
 Exot. Ins. II, pl. 49.1. (Puerto Rico ?)
 Cat. Phasmidae, p. 27. [nom. nov.]
 Handbuch Ent., 2: 569.
 Rech. Syst. Phasm. p16 (synonymie incertaine)
 Die Ins. Phasm., 3: 435.
 Die Ins. Phasm., 2: 324.
 Rev. & Mag. Zool., (2)20: 65.
 Die Ins. Phasm., 3: 357.
 Die Ins. Phasm., 3: 358. pl. 16.11.
 Trans. Am. ent. Soc., 29: 132.
 Die Ins. Phasm., 3: 353.
 Syn. Phasm. p15

Pas de données pour :

Iles Cayman
 Archipel des Canarreos

III. PHASMES DES PETITES ANTILLES**SAINT THOMAS**

Agamemnon thomae (Saussure, 1868)
Aplopus micropterus (Gray, 1835)
Bacteria cornuta Saussure, 1868
Bacteria modesta Redtenbacher, 1908
Bacunculus bradypus Werner, 1929
Canuleius cornutus (Burmeister, 1837)

Rev. & Mag. Zool., (2)20: 64.
 Syn. Phasm. p34
 Rev. & Mag. Zool., (2)20: 65.
 Die Ins. Phasm., 3: 418.
 Jahrb. Suppl., 16: 5.
 Handbuch Ent., 2: 569.

SAINT BARTHELEMY

Clonistria bartholomaea Stål, 1875

Bihang Svenska Ak. Handl., 2(17): 16.

SAINT CHRISTOPHE

Diapherodes christopheri Westwood, 1859

Cat. Phasmidae, p. 84, pl. 33.4.

ANTIGUA

Clonistria bartholomaea Stål, 1875 (?) Bihang Svenska Ak. Handl., 2(17): 16.

MONSERRAT

Clonistria bartholomaea Stål, 1875 (?) Bihang Svenska Ak. Handl., 2(17): 16.

GUADELOUPE

Bacteria arumatia (Stoll, 1787) ? Repr. pl. XIII fig 51
Clonistria guadeloupensis Redtenbacher, 1908 Die Ins. Phasm., 3: 404.
Diapherodes gigas (Drury, 1773) Illustr. Nat. Hist. II, pl 50
Lamponius guerini (Saussure, 1868) Miss. Sc. Mex. p169, pl III, fig 13
Ocnophila adulterina Brunner, 1907 Die Ins. Phasm., 2: 316.
Pseudobacteria antillarum (Saussure, 1868) Rev. & Mag. Zool., (2)20: 65. (= ?
Pseudobacteria crudelis (Westwood 1859))

DOMINIQUE

Diapheromera saussureii Kirby, 1889 Ann. mag. nat. hist., (6)3: 501.
Lamponius dominicae Rehn & Hebard, 1938 Trans. Am. ent. Soc., 64: 38. pl. 3.3 & 3.4.
Paraprisopus antillarum Caudell, 1914 Proc. U. S. Nat. Mus., 47: 491.
Pterinoxylus crassus Kirby, 1889 Ann. mag. nat. hist., (6)3: 502.

MARTINIQUE

Bacteria bellangeri Redtenbacher, 1908 Die Ins. Phasm., 3: 420.
Bacteria bicornis (Stoll, 1785) Repres. 15. fig 57.
Bacteria maxiwelli Redtenbacher, 1908 Die Ins. Phasm., 3: 420.

SAINTE LUCIE

Clonistria bartholomaea Stål, 1875 (?) Rech. Syst. Phasm. p16
Clonistria santaluciae Redtenbacher, 1908 Die Ins. Phasm., 3: 405.
Pseudobacteria longiceps Kirby, 1889 Ann. mag. nat. hist., (6)3: 503.

SAINT VINCENT

Bacteria cyphus Westwood, 1859 Cat. Phasmidae, p. 24. pl. 7.7. (St. Vincent ?)
Bacteria bicornis (Stoll, 1785) Repr. , XV, fig 57
Canuleius cornutus (Burmeister, 1837) Handbuch Ent., 2: 569.
Clonistria bartholomaea Stål, 1875 (?) Bihang Svenska Ak. Handl., 2(17): 16.
(synonymie incertaine)
Diapherodes gigas (Drury, 1773) Ill. Nat. Hist. II. pl.50.

GRENADE

<i>Bacteria cyphus</i> Westwood, 1859	Cat. Phasmidae, p. 24. pl. 7.7. (St. Vincent ?)
<i>Clonistria bartholomaea</i> Stål, 1875 (?)	Rech. Syst. Phasm. p16
<i>Diapherodes gigas</i> (Drury, 1773)	Ill. Nat. Hist. II. pl.50.

TRINITE

<i>Bacteria integra</i> Redtenbacher, 1908	Die Ins. Phasm., 3: 421.
<i>Bostra trinitatis</i> Werner, 1929	Jahrb. Suppl., 16: 6.
<i>Creoxylus spinosus</i> (Fabricius, 1793)	Ent. Syst., 2: 14.
<i>Dyme mutica</i> Brunner, 1907	Die Ins. Phasm., 2: 324.
<i>Libethra regularis</i> Brunner, 1907	Die Ins. Phasm., 2: 308.
<i>Ocnophila pallidissima</i> Werner, 1929	Jahrb. Suppl., 16: 5.
<i>Olcypoides iridescens</i> Kirby, 1904	Ann. mag. Nat. Hist., (7)13: 445.

IV. ESPECES CITEES DANS LES ANTILLES SANS PLUS DE PRECISION

<i>Aplopus micropterus</i> (Gray, 1835)	Syn. Phasm. p34
<i>Bacteria bicornis</i> (Stoll, 1785)	Repres. 15. fig 57.
<i>Bacteria bradypus</i> Redtenbacher, 1908	Die Ins. Phasm., 3: 421.
<i>Bacteria muricata</i> Burmeister, 1838	Handbuch Ent., 2: 564.
<i>Bacteria arumatiata</i> (Stoll, 1787)	Repr. pl. XIII fig 51
<i>Bostra crudelis</i> (Westwood, 1859)	Cat. Phasmidae, p. 24.
<i>Diapherodes gigas</i> (Drury, 1773)	Ill. Nat. Hist. II. pl.50.
<i>Dyme filiformis</i> (Fabricius, 1793)	Entomologica Systematica, 2: 12. Suppl. p. 186.

Pas de données pour :

Tortola	La désirade
Anegada	Marie Galante
Sainte Croix	Iles Grenadines
Sombbrero	Tobago
Anguilla	Margarita
Saint Martin	Blanquilla
Saba	Tortuga
Sainte Eustache	Los Roques
Névis	Bonaire
Barbuda	Curaçao
Les Saintes	Aruba

V. REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES

- **Audinet-Serville, J.G.** (1831) : Revue méthodique des Insectes de l'Ordre des Orthoptères. Ann. Sci. Nat., 22 : 28-29 + 56-65.
- **Bolivar, I.** (1888) Mémoire de la Société Zoologique de France, 1.

- **Bradley, J.C., Galil, B.S.** (1977) : The taxinomic arrangement of the Phasmatodea with the keys of the subfamilies and tribes. Proc. Entomol. Soc. Washington, 79(2) : 176-208.
- **Bragg, P.** (1994) The Phasmid Database. Version 1,5.
- **Brunner V. Wattenwyl, K.** (1907) Die Insectenfamillies der Phasmiden. Tome 2. Leipzig.
- **Burmeister** (1838) Handbuch Ent., 2.
- **Carl** (1913) Revue Suisse de Zoologie, 21.
- **Caudell, A.N.** (1914) Proceeding of the U. S. National Museum, 47.
- **Caudell, A.N.** (1915) : Orthoptera of the yale Dominica expedition of 1913. Proc. U.S. Nat. Mus., 47 :491-492.
- **De Haan** (1842) Temminick, Verh. Orth.
- **De Saussure, H** (1868) Phasmidarum novarum species nonnullae. Revue et Magazine de Zoologie (2). Tome XX.
- **De Saussure, H** (1870) Etude sur les Myriapodes et les Insectes. Mission scientifique au Mexique et dans l'Amérique Centrale. Famille des Phasmides. Rech. Zool. Am. Centr. 6ème partie. Paris. 125-201.
- **Delplanque, A. et Chalumeau, F.** (1985) Insectes de la Guadeloupe et îles avoisinantes. CDDP Guadeloupe B.P. 378. 97162 Pointe à Pitre.
- **Drury, D.** (1773) Illustrations of natural history etc. Insects. Tom. II. London.
- **Fabricius, J.C.** (1793) Entomologia Systematica emendata et actua. Orthoptera. Tom. II. Hafniae.
- **Gmelin** (1788) Sys. Nat., 1(4)
- **Gray, G.R.** (1835) Synopsis of the Phasmidae. London. p. 43.
- **King** (1867) Proceeding of the Entomological Society of London.
- **Kirby, W.E.** (1889) : Description of a new species of Phasmidae from Dominica, Santa Lucia, and Brazil (Theresopolis), in the collection of the British Museum. Ann. & Mag. Nat. Hist. : 501-504.
- **Kirby, W.E.** (1904) : A synonymic Catalogue of Orthoptera. I. Phasmidae. London. Ann. Mag. Nat. Hist., (7)13.
- **Moxey, C.F.** (1971) : Notes on the Phasmatodea of the West Indies : two new genera. Phyche, 78 : 67-83.
- **N.S.** (1991) : Liste des publications (hydrologie, démographie, entomologie agricole). ORSTOM. Centre de la Guadeloupe.
- **Palisot de Beauvois** (1805) Ins. rec. Afrique & Amérique, Orth.
- **Redaud, I., Dufour, L.** (1994) : Recueil bibliographique. 1- Les milieux naturels, la faune et la flore de l'archipel de la Guadeloupe. Parc National de la Guadeloupe.
- **Redtenbacher, J.** (1906) Die Insektenfamillies der Phasmiden. Tome 1. Leipzig.
- **Redtenbacher, J.** (1908) Die Insektenfamillies der Phasmiden. Tome 3. Leipzig.
- **Rehn, J.A.G.** (1903) Transaction of the American Entomological Society., 29.
- **Rehn, J.A.G.** (1904) : Studies in the Orthopterous family Phasmidae. Proc. Acad. Sci. Philadelphia, 56 : 38-107.
- **Rehn, J.A.G.** (1938) Proceeding of the Academy Natural Science of Philadelphia, 90.
- **Rehn, J.A.G., Hebard, M.** (1938) : New genera and species of West Indian Mantidae and Phasmidae (Orthoptera). Trans. Amer. Ent. Soc., 64 : 33-65.
- **Serville** (1838) Hist. Nat. Ins., Orth.
- **Stål, C.** (1875) Recherches sur le système des Phasmides. Bihang Svenska Vet. Akad. Handl., 2(17).
- **Stoll, C.** (1787-1815) Représentation exactement colorée d'après nature des Spectres ou Phasmes, des Mantès etc. Amsterdam.
- **Werner** (1929) Jahrb. Suppl., 16.
- **Westwood, J.O.** (1859) Catalogue of the Orthopterous Insects in the collection of the British-Museum. Phasmidae. Part I. London.



Cartographie des phasmes français

Frédéric Langlois et Philippe Lelong

8, Route de Saint Loup-Cammas, 31140 PECHBONNIEU, FRANCE
Le Ferradou, n° 3, 31570 SAINTE FOY D'AIGREFEUILLE, FRANCE

Mot-clés : *Clonopsis gallica*, *Bacillus rossius*, *Leptynia hispanica*, Cartographie, Répartition.

La cartographie des phasmes français se poursuit petit à petit, certaines régions se précisent d'autres restent inexplorées.

Clonopsis gallica

C'est l'espèce largement la plus répandue. Au sud, elle est pratiquement présente partout, sauf dans les régions montagneuses et les grandes forêts. Cette espèce supporte très mal les zones humides et le couvert d'un sous-bois ne lui convient pas du tout.

La limite actuelle de cette espèce semble être régie par une limite fictive correspondant aux dernières gelées de printemps survenant aux environs du 15 avril, selon l'Atlas climatique de la France. Ceci peut se comprendre car, plus les gelées sont tardives et plus le phasme aura du mal à devenir adulte et à pondre des oeufs avant les premiers froids d'automne, d'autant plus que les régions ayant les dernières gelées sont souvent celles qui ont les premières. Le fait que ce soit la date du 15 avril est uniquement dû au profil de la limite pour cette date, il coïncide avec celui de la répartition de *Clonopsis gallica*.

Nous avons pu constater ceci dans le massif de la Montagne Noire, dans l'Aude. Ce massif forme une incursion dans les plaines du Languedoc. On peut passer d'une zone de plaine à une autre en traversant sur quelques dizaines de kilomètres ce massif. Au mois de juin lorsque les phasmes deviennent adultes dans les plaines, on peut voir le retard du développement des phasmes à mesure que l'on rentre dans le massif et inversement à mesure que l'on en redescends de l'autre côté. Les derniers phasmes que l'on rencontre sont à peine au premier stade ou au deuxième, soit deux mois et demi à trois de retard. Comme il leur faut trois mois pour devenir adultes, ces derniers ne deviennent adultes que dans le courant du mois de septembre, il ne leur reste que peu de temps avant les premiers froids pour pondre des oeufs. Ainsi, dans le cas extrême, les jeunes n'ont pas le temps de devenir adultes avant de mourir, il n'y a pas dans ce cas de descendance. Toutefois, dans une région limitrophe, mais propice, afin d'éviter de faire disparaître la souche, s'il survient une année particulièrement froide, les oeufs pondus l'année précédente, éclore pendant les trois années suivantes. Ainsi, une seule année très froide, n'a qu'un faible impact sur la population. Seule une suite d'années très froides peut modifier la répartition de cette espèce. La nature est bien faite ! Ceci explique pourquoi la cartographie peut se modifier au fil des années, et pourquoi on entend dire parfois : « Quand j'étais jeune il y avait des phasmes dans ma région; maintenant il n'y en a

plus ». Il s'agit là soit d'une modification générale de la répartition pour des raisons climatiques, soit d'une souche qui s'est éteinte localement par modification d'un biotope, soit encore que les phasmes sont toujours présents mais discrets.

Les fluctuations des limites de la répartition d'une espèce sont souvent très riches en enseignements.

Pour les régions encore peu ou pas prospectées nous comptons sur vous tous pour nous aider dans notre tâche. Nous tenons d'ailleurs beaucoup à remercier toutes les personnes qui nous ont déjà aidés en envoyant leur observations. Merci à eux. Ces observations s'obtiennent, par exemple, lors d'une petite promenade l'après-midi au printemps et en regardant dans les hautes herbes aux pieds des massifs de ronces, de prunelliers ou de rosiers sauvages, ou bien lors d'une promenade nocturne en été et en observant les massifs de ronces.

Les dernières données collectées ou reçues ne figurent pas encore sur les cartes mais , elles ne modifient pas notablement le profil du tracé.

Leptynia hispanica

Cette espèce est localisée, car elle est directement liée à la présence de sa plante nourricière, qui est le *Dorycnium pentaphyllum* subsp. *pentaphyllum* (= *Dorycnium suffruticosum*). Mais, dans un site favorable où la plante est présente, cette espèce est commune.

Sa répartition semble calquée sur la limite des dernières gelées de printemps se produisant aux environs du 15 mars (soit un mois avant celles délimitant *Clonopsis gallica*).

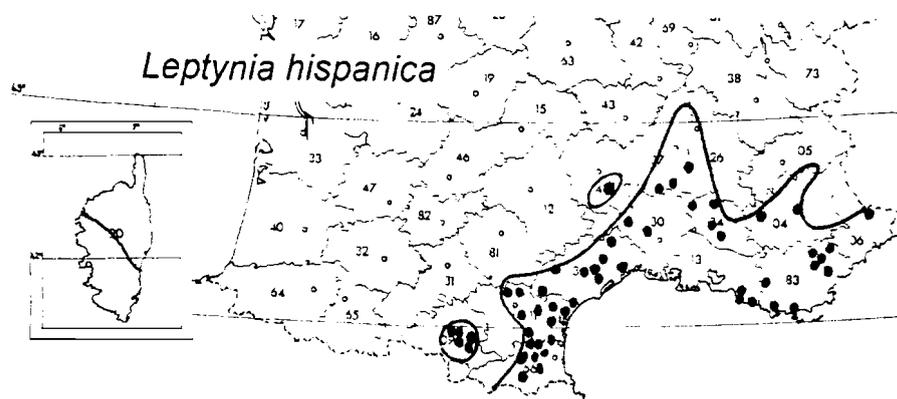
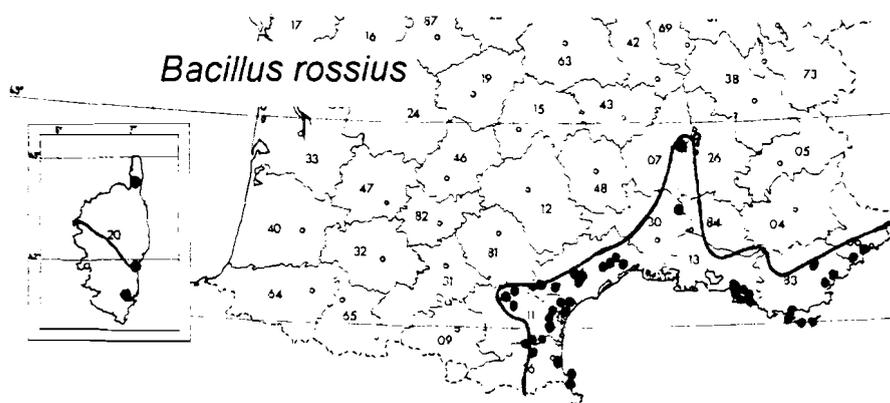
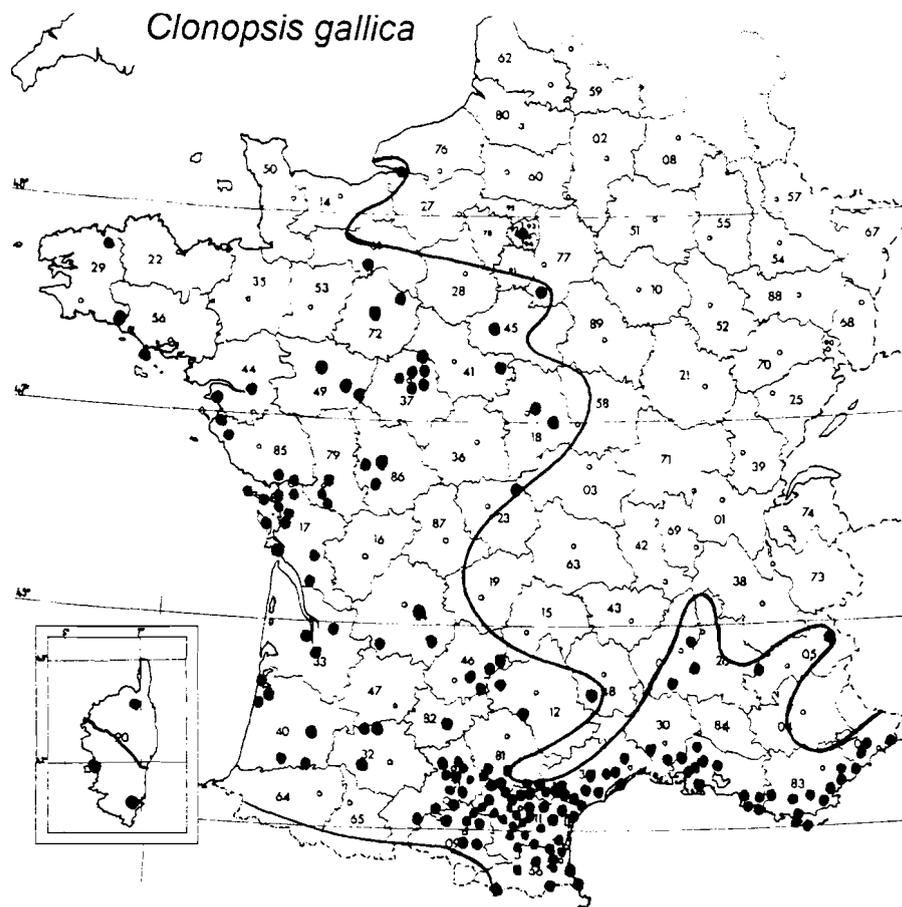
Cette espèce est, en plus de sa répartition "normale", présente aussi dans deux "îlots", l'un dans la Lozère et un autre dans l'Ariège. Ce dernier est complètement isolé des spécimens vivant dans l'aire méditerranéenne, si bien que l'espèce vit sur une plante hôte différente.

Cette espèce semble pourtant assez méditerranéenne et on peut la trouver dans le Roussillon et dans les alpes de Haute-Provence entre 1000 et 1500 m d'altitude. Ceci pose un problème sur la biologie et les besoins de l'espèce. Si elle peut vivre en montagne à près de 1500 m d'altitude , où le climat est rude, comment se fait-il qu'elle ne puisse pas vivre en plaine, plus au nord de son aire normale, où le climat est plus doux. Le mystère reste, encore aujourd'hui, entier.

Cette espèce ne semble pas présente en Corse.

Bacillus rossius

La plus rare et la plus grosse des espèces et aussi la plus frileuse. son aire de répartition semble comme pour *Leptynia hispanica* délimitée par les dernières gelées printanières aux environs du 15 mars. Mais là, l'espèce est apparemment cantonnée dans cette limite. On rencontre l'espèce sur la ronce, le rosier et la bruyère arborescente. Assez rare elle peut toutefois être localement présente en grand nombre.



Questions - Réponses

Question : Comment connaître le pourcentage d'humidité d'un bac d'élevage ? Y a-t-il un appareil pour cela ?

Gérard Doucet

Questions : Ayant un élevage de *Bacillus Clonopsis Gallica*, j'ai rencontré le problème suivant : les cinq premiers individus que j'ai ramenés du sud de la France étaient âgés d'environ un mois d'après leurs tailles et de teinte vert clair. Les phasmes vivaient sur des ronces. Lors des dernières mues en captivité sur ronces fraîches un individu s'est mis à changer de teinte, passant du vert au marron. Il a vécu quatre mois après cela. Le restant de l'élevage a vécu six mois de plus. Aux premières naissances de cet élevage, sur trente oeufs éclos un seul individu était marron. Dès que ce phasme s'est mis à pondre, je l'ai isolé durant quinze jours. Le premier jour, j'ai récupéré quatre oeufs ensuite la ponte a considérablement régressé. environ un oeuf tous les deux jours, jusqu'au quinzième jour. J'ai remis le phasme avec les autres *Gallica* après la récolte de seize oeufs. Il est décédé deux jours plus tard. Il aura vécu six mois. Est-ce le fait de l'avoir isolé du reste de l'élevage qu'il se serait laissé mourir ? Ou est-ce dû à la particularité de sa teinte ? Le restant de l'élevage se porte bien, se nourrit sans problème et pond toujours autant. Les prochaines naissances des oeufs isolés sont prévues pour septembre.

Laurent Felder

Réponse aux questions de Laurent Felder : L'espèce dont il est question ici, est soit *Clonopsis gallica* soit *Bacillus rossius*. Les genres *Bacillus* et *Clonopsis* sont deux genres différents. Le nom d'espèce, ici *gallica* ou *rossius* doit toujours s'écrire en minuscule et le nom complet doit être écrit en italique ou souligné. Il faut vérifier s'il s'agit de *Clonopsis gallica* ou de *Bacillus rossius*, ces deux espèces étant assez voisines. La différence la plus manquante se situe au niveau des échancrures sur les pattes antérieures au niveau de la tête, chez *Clonopsis gallica* les échancrures sont de même couleur que le reste du corps alors que chez *Bacillus rossius* ces échancrures sont rouges. A la naissance les jeunes *Clonopsis gallica* comme ceux de *Bacillus rossius* mesurent 10 à 11 mm de longueur sans les pattes. Ils sont tous entièrement verts, ainsi que les antennes pour *Clonopsis gallica* et les antennes rouges sombres pour *Bacillus rossius*. Puis pour les deux espèces, dès la première mue certains individus changent de couleur, ils deviennent généralement brun. Aux mues suivantes d'autres individus changent à leur tour, mais certains phasmes restent verts. Cela dépend essentiellement du support sur lequel ils se trouvent lors de la mue mais aussi des conditions de température et d'humidité. Les supports foncés ainsi que la chaleur et la sécheresse favorisent les couleurs sombres. Ceci peut se comprendre en regardant les phasmes dans la nature, ils sont verts au printemps (période humide) et vivent surtout près du sol dans les hautes herbes et à mesure de l'avancement des saisons ils deviennent bruns comme les couleurs dans la nature (période sèche et chaude). Les variations de couleur vont toujours du vert clair vers les couleurs comme le brun sombre, jamais du brun vers le vert. Les individus âgés s'assombrissent avec l'âge, ainsi un adulte vert finit souvent par

devenir brun sombre avant sa mort, il y a donc des changements progressifs de couleur en dehors des mues. Il existe tout un éventail de couleurs dans la nature cela va du phasme vert clair au phasme presque noir, en passant par les couleurs paille, brun, gris zébré, ... La couleur du phasme n'a aucun rapport avec sa santé ou avec son comportement, sauf dans le cas d'un adulte âgé s'assombrissant. Il n'y a pas de caractère génétique pour la couleur, un individu vert donnera naissance à des individus qui pourront être aussi bien verts que marrons ou gris. Les adultes en élevage vivent jusque vers le mois d'octobre, mais certains meurent très vite en juillet et d'autres atteignent le mois de novembre, tout comme dans la nature. Le nombre maximal de phasmes se situe au mois de juin, puis très rapidement, les phasmes meurent et dès le mois d'août il devient difficile de les trouver dans la nature, mais certains sont encore présents en novembre jusqu'aux premières gelées (les *Bacillus rossius* passent l'hiver à l'état de jeune dans l'extrême sud de la France, notamment dans la région de Hyères. L'isolement d'un *C. gallica* ou d'un *Bacillus rossius* n'a aucune incidence sur son comportement ou sa santé, les individus ne sont pas grégaires et vivent souvent seuls dans la nature. Sur certains sites les individus sont très isolés et peu mobiles et, par conséquent, ne doivent probablement jamais se rencontrer. *C. gallica* pond des oeufs globuleux brunâtres à partir de la fin du mois de juin. Les petits n'éclosent qu'au printemps de l'année suivante après avoir subi une période froide. Les oeufs de cette espèce sont en diapause (blocage biologique) en hiver, le froid est le seul moyen pour lever cette diapause. Il faut qu'il y ait au moins une quinzaine de jours en dessous de 5 °C. Les oeufs pondus après le mois de juillet éclosent essentiellement qu'après le deuxième hiver et parfois même qu'après le troisième. Il est donc nécessaire en élevage de récupérer les oeufs et de les placer, soit dehors (lorsque l'on vit dans le sud de la France) soit dans le bac à légumes du réfrigérateur pendant environ un mois (idéalement entre le 15 décembre et le 15 janvier) quinze jours après les avoir sortis du réfrigérateur (ou rentrés au chaud), les jeunes commencent à éclore, à condition de les placer dans des petites boîtes humides et à température ambiante, ils mangent alors préférentiellement du rosier, plus tard ils apprécient aussi les ronces. *B. Rossius* pond des oeufs globuleux noirs, cette espèce est présente à toutes les saisons en élevage, les oeufs n'ont pas besoin d'une période de froid pour éclore. On peut donc obtenir des naissances toute l'année. A la naissance les jeunes mangent très bien de la ronce et ne nécessitent pas d'humidité pour éclore. En élevage, il arrive que des individus meurent plus rapidement que les autres, sans raisons apparentes. En réalité ces individus doivent certainement être malades ou génétiquement déficients. Dans tous les cas il faut éliminer au plus vite le corps de la cage d'élevage. Enfin, d'après la dernière phrase de la dernière question, il semble que l'espèce soit *Bacillus rossius* puisqu'il n'y a apparemment pas de diapause.

Philippe Lelong

Réponse à la question de Gérard Doucet : Il existe dans le commerce toute une gamme d'appareils pour mesurer l'hygrométrie. J'ai trouvé personnellement des appareils rudimentaires pour mettre dans les voitures (30 F pièce). Certains magasins d'optiques ou d'appareils de laboratoire ont des modèles plus précis, mais plus onéreux ...

Alain Deschandol ●

Avis aux lecteurs

Tous les articles (en français ou en anglais), notes, observations, dessins, petites annonces, questions, réponses, etc. sont à envoyer à **P. Lelong** (adresse à la fin de la revue).

N'hésitez surtout pas à nous envoyer vos observations, vos notes même si celles-ci ne font que quelques lignes. Ce sont souvent ces remarques semblant insignifiantes qui rendent les plus grands services...

Le texte des projets d'articles doit être sur des feuilles numérotées, il peut être écrit à la main, tapé à la machine ou préférentiellement à l'aide d'un traitement de texte. Dans ce dernier cas une disquette (3,5" double ou haute densité formatée au format PC (IBM) ou Macintosh) peut être envoyée. Les formats des principaux traitements de texte conviennent. La disquette peut être retournée à la demande.

Les dessins doivent impérativement être exécutés à l'encre de chine et de préférence sur du papier calque (celui-ci permet de corriger les erreurs par grattage). Si possible les dessins seront réalisés deux fois plus grand que le dessin final afin d'obtenir une meilleure qualité.

Les articles paraissant dans la revue (*Le Monde Des Phasmes*) sont susceptibles d'être traduits et repris dans la *Newsletter* ou *Phasmid Studies* du P.S.G. ainsi que dans *Phasma* sans que vous en soyez informé. Il s'agit d'un accord réciproque entre le *Groupe d'Etude des Phasmes* et le *Phasmid Study Group*.

Le contenu des articles n'engage aucunement la responsabilité de la revue *Le Monde Des Phasmes*, ni du *Groupe d'Etude des Phasmes*, seuls les auteurs en assument la teneur. La revue *Le Monde Des Phasmes* ainsi que le *Groupe d'Etude des Phasmes* ont la pleine liberté d'utilisation des articles et notamment des dessins après publication de ceux-ci.

Les articles devant paraître dans la revue sont soumis à une relecture pouvant amener de petites modifications du texte et de la présentation. Si l'article nécessite des modifications trop importantes ou est jugé non publiable, l'auteur sera contacté et l'article retourné pour correction. La revue se réserve le droit de refuser un article.

Les auteurs envoyant leurs articles et dessins à la revue acceptent sans réserve ce règlement.

Toutes les annonces que vous voulez voir paraître dans la prochaine revue de décembre 1996 doivent être envoyées avant le 15 décembre 1996 dernier délai.



Revue éditée par le Groupe d'Etude des Phasmes
17, Av. Foch - 94100 St Maur

Directeur de la Publication :

Pierre - Emmanuel ROUBAUD, Président du G.E.P.

Conception et Rédaction :

Philippe LELONG - N°3 Le Ferradou - 31570 Ste Foy D'Aigrefeuille

Comité de Lecture :

Alain DESCHANDOL

Frédéric FEBVRE

Frédéric LANGLOIS

Philippe LELONG

Pierre - Emmanuel ROUBAUD

