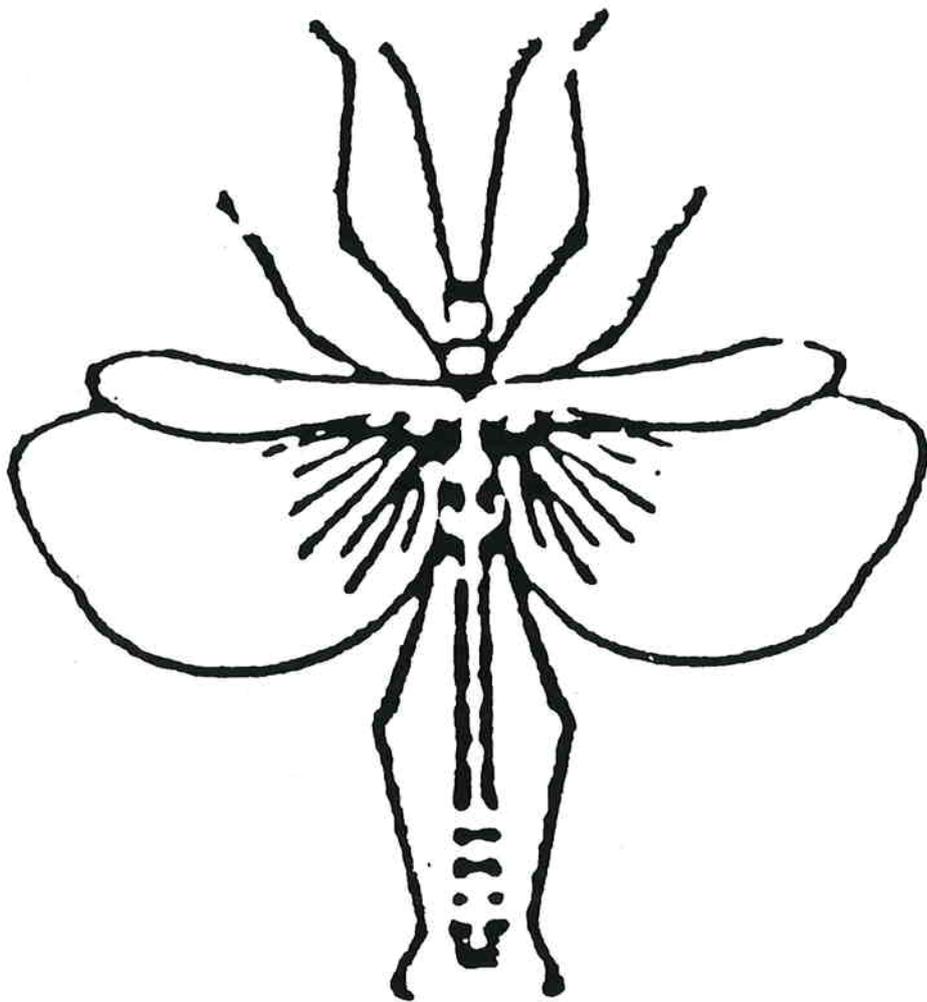


LE MONDE



DES PHASMES

**LE MONDE
DES PHASMES**
n° 31
(Septembre 1995)

**Revue trimestrielle
éditée par le
GROUPE D'ETUDE DES
PHASMES**



17, Avenue Foch
94100 SAINT-MAUR
FRANCE
Tél. : (1) 42-83-47-30.

**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
Les phasmes de France et d'ailleurs..... Philippe Lelong.....	page : 3
Fiche d'identification et d'élevage n° 6 <i>Baculum extradentatum</i> (Brunner, 1907) P.S.G. n° 5..... Philippe Lelong.....	page : 11
Fiche d'identification et d'élevage n° 7 <i>Carausius morosus</i> (Sinéty, 1901) P.S.G. n° 1..... Philippe Lelong.....	page : 14
Inventaire des musées et collections.....	page : 17
De l'eau !!!..... Anne Leclercq.....	page : 18
Gare aux pucerons !..... Olivier Coiffier	page : 19
Le mimétisme chez les <i>Phyllium</i>	Alain Deschandol..... page : 20
Un exemple de cage de chasse..... Frédéric Langlois.....	page : 23
Questions - Réponses.....	page : 27
Dernières publications.....	page : 29
Les petites annonces	page : 30
Avis aux lecteurs	page : 32

Editorial

Une nouvelle année débute avec pour le G.E.P. de nouveaux objectifs.

Pour notre groupe, l'année 1996 sera marquée par notre participation à une grande exposition d'insectes vivants : "**Le Monde des Insectes**" ouvrira ses portes au Parc Zoologique de Thoiry (78). Sur plus de 600 m², 50 000 insectes vivants seront rassemblés dans une véritable mise en scène.

De la cime des arbres de la forêt équatoriale où 300 papillons évolueront de fleurs en fleurs, au sous bois de cette grande forêt où plus de 25 espèces vivantes seront présentées, dont les phasmes. Le visiteur découvrira des insectes aux formes et aux couleurs extraordinaires. Un nuage de 40 000 criquets migrateurs composés d'adultes et de jeunes au centre même d'un désert Africain donneront un spectacle grandiose et inoubliable du monde à la fois merveilleux et terrifiant des insectes.

Cette exposition restera ouverte jusqu'au 8 septembre et suscitera sans nul doute de nombreuses vocations parmi les dizaines de milliers de visiteurs attendus.

Le G.E.P. réalisera la présentation des phasmes assurant la mise en place des espèces présentées et le suivi de l'élevage.

Comme Frédéric Febvre vous en parlait dans l'éditorial de la revue précédente l'élevage de *Cranidium gibbosum* (magnifique phasme de Guyane) a été réalisé avec succès. Nous avons donc obtenu un surplus d'oeufs suffisant pour assurer la distribution de cette espèce aux membres du G.E.P. Tous ceux qui renouvelleront leur cotisation et leur abonnement pour 1996 recevront quelques oeufs de cette superbe espèce.

Le G.E.P. compte sur vos observations pour faire rapidement progresser la connaissance de cette espèce. Vous êtes nombreux à réaliser des élevages, nous attendons donc vos observations, elles sont en effet capitales pour faire vivre notre revue et pour diffuser nos connaissances. N'hésitez surtout pas à nous envoyer vos remarques et vos observations même relatives aux espèces les plus courantes. Ces petits articles sont d'autant d'éléments qui seront la base d'observations importantes.

Pour cette nouvelle année 1996 l'ensemble des membres du bureau souhaite vivement que ce type d'articles se développe dans notre revue. Si notre revue a autant de retard c'est qu'elle manque d'articles, nous sommes donc obligés d'attendre qu'il y ait suffisamment d'articles pour publier les numéros.

Nous vous présentons à tous nos meilleurs voeux.

Pierre-Emmanuel ROUBAUD



Les phasmes de France et d'ailleurs

Philippe LELONG

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

Mots-clés : *Clonopsis gallica*, *Bacillus rossius*, *Leptynia hispanica*, France, classification, répartition, description, biologie, Elevage.

Résumé : Les espèces de phasmes français sont au nombre de trois, apparemment voisins au niveau de leur morphologie, une observation attentive permet de les identifier facilement. Leur répartition géographique est aussi caractéristique de leur biologie. La biologie aborde le camouflage, la défense, la reproduction, la croissance, la nourriture et le comportement. L'élevage doit être réalisé dans des cages très aérées.

INTRODUCTION

Le mot phasme vient du grec *Phasma* signifiant "apparition" ou "fantôme". En français le nom populaire de ces insectes est "bâton du diable". Ceci provient de leur faculté à se dissimuler dans leur environnement naturel. Ils sont très difficiles à apercevoir dans la nature par un oeil non exercé.

Les phasmes sont des insectes voisins par leur morphologie des criquets, sauterelles et des mantes. Ils présentent la structure typique des insectes et sont constitués de trois grandes parties : la tête, le thorax et l'abdomen et portent 6 pattes (Fig. n° 1).

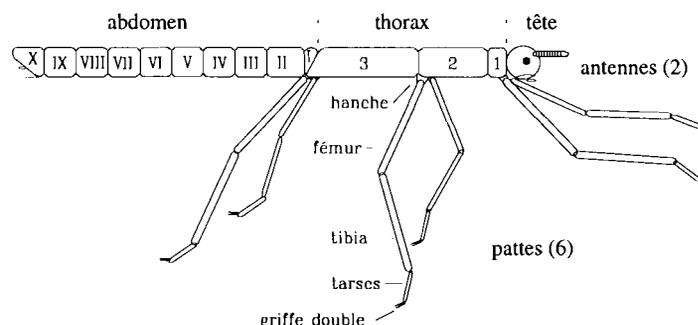


Figure n° 1 : Vue schématique de profil d'un phasme

- ⇒ La tête porte deux antennes, deux yeux et une bouche adaptée au régime végétarien, mais il n'y a pas d'oreille.
- ⇒ Le thorax est divisé en trois segments portant chacun une paire de longues pattes (6 pattes en tout). Ces pattes sont elles mêmes divisées en quatre parties : la hanche, le fémur, le tibia et les tarses avec à l'extrémité du dernier tarse une griffe double et une pelote adhésive. Avec de telles pattes les phasmes peuvent "s'accrocher" facilement à n'importe quel support. Les deux segments postérieurs du thorax

peuvent porter chacun une paire d'ailes mais les phasmes français ne sont pas ailés. Chez certaines espèces exotiques ailées, il y a deux paires d'ailes, les antérieures couvrent et protègent toujours les ailes postérieures, ces dernières sont généralement plus fragiles et servent pour le vol (certaines espèces ont des ailes, trop petites pour voler et parfois seul le mâle est ailé).

⇒ L'abdomen est divisé en dix segments avec les organes de la reproduction sur les derniers, à partir du septième chez le mâle et du huitième chez les femelles.

CLASSIFICATION

Les phasmes appartiennent à la classe des insectes (*Insecta*) et à l'ordre des *Phasmatoptera* (anciennement appelé *Cheleutoptera*).

Malgré les 3000 espèces (environ) décrites dans le monde, il n'y a que trois espèces de phasmes en France. Ils sont de petite taille, bien que le plus grand soit un des insectes les plus longs de France, ils mesurent entre 6 et 10 cm de longueur. Dans la suite de ce document nous nous intéresserons essentiellement aux espèces métropolitaines, celles que l'on peut voir dans son jardin si l'on a la chance d'habiter dans la moitié sud de la France.

Ces espèces sont :

- *Bacillus rossius*
- *Clonopsis gallica*
- *Leptynia hispanica*

Ces trois phasmes n'ont normalement pas de nom Français, c'est pourquoi ils sont appelés par leur nom scientifique Latin. Mais certaines personnes les appellent tout de même par un nom francisé : le Bacille de Rossi, le phasme Gaulois et le phasme Espagnol, mais ces noms ne sont pas assez précis et ne sont que les traductions des noms latins.

IDENTIFICATION

Bacillus rossius est le plus grand des trois phasmes et *Leptynia hispanica* est le plus petit (tableau n° 1). Les deux phasmes *Bacillus rossius* et *Clonopsis gallica* sont très semblables, mais la taille et la présence chez *Bacillus rossius* d'une coloration rouge vif, dans l'échancrure des pattes antérieures, au niveau de la tête et d'une tache noire sur l'extérieur des fémurs au même niveau, permettent de les distinguer facilement. L'identification de *Leptynia hispanica* est plus facile car c'est le seul à avoir une extrémité abdominale pointue (figures n° 2 et 3).

Un autre moyen pour confirmer l'identification est l'observation des oeufs. Les deux phasmes *Bacillus rossius* et *Clonopsis gallica* ont des oeufs globuleux. L'oeuf de *Clonopsis gallica* est brun mat alors que celui de *Bacillus rossius* est plus petit et noir brillant. L'oeuf de *Leptynia hispanica* est quant à lui brun clair et allongé (4 fois plus long que large) (tableau n° 2 et figure n° 4).

Tableau n° 1 : Longueurs comparées du corps chez les trois espèces

	Longueur totale	Longueur des antennes
<i>Bacillus rossius</i>	70 à 105 mm	5 à 10 mm
<i>Clonopsis gallica</i>	60 à 70 mm	3 à 4 mm
<i>Leptynia hispanica</i>	48 à 58 mm	3,2 à 6,5 mm

La longueur totale correspond à la longueur du phasme de la tête à l'extrémité de l'abdomen sans les antennes ni les pattes.

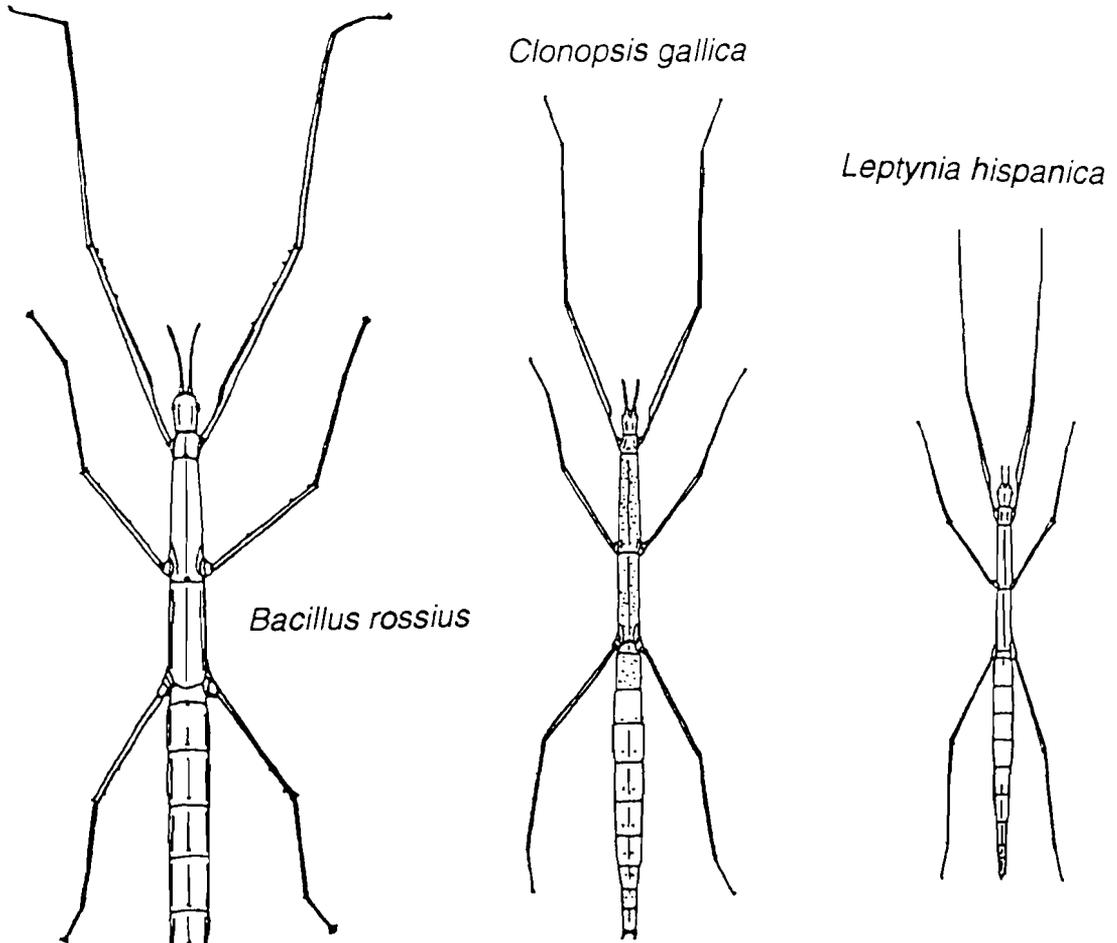


Figure n° 2 : Vue dorsale des adultes (grandeur nature)

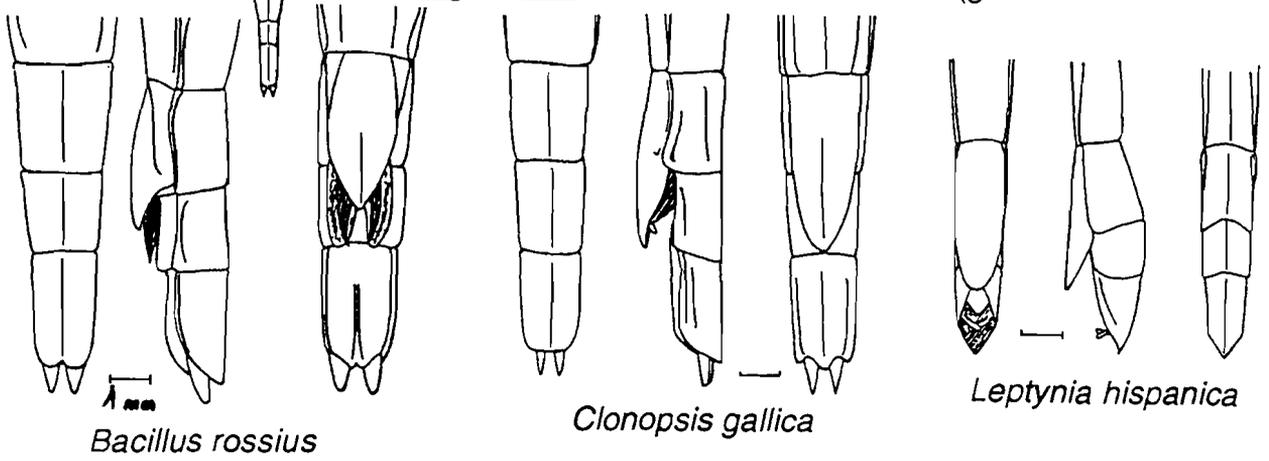


Figure n° 3 : Extrémités abdominales (x 5)

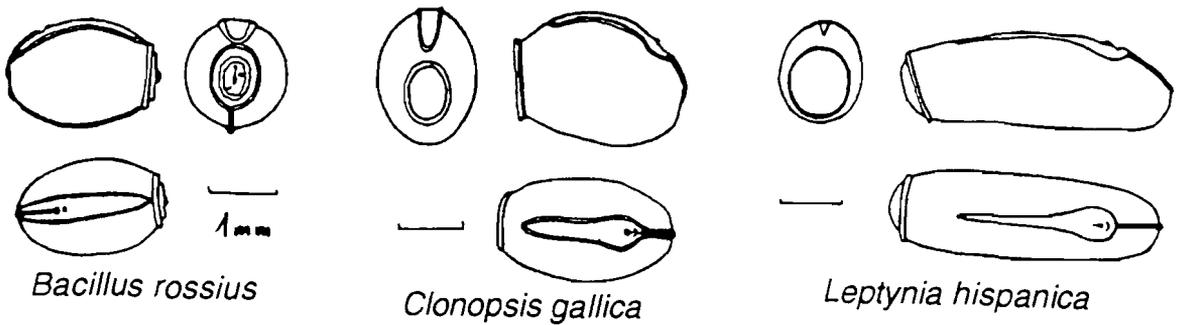


Figure n° 4 : Oeufs (x 10)

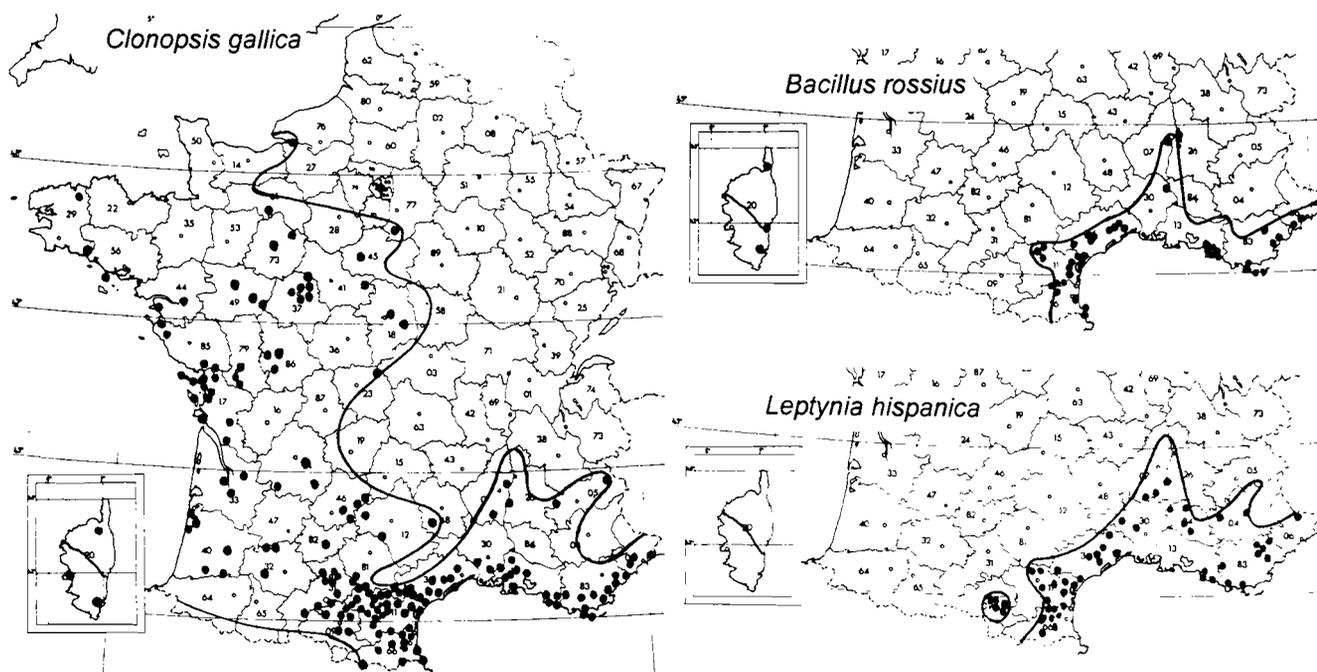
Tableau n° 2 : Tailles des oeufs des trois espèces

	Longueur	Largeur	Hauteur
<i>Bacillus rossius</i>	2,3 à 2,4 mm	1,3 à 1,5 mm	1,7 mm
<i>Clonopsis gallica</i>	2,8 mm	1,6 mm	2,1 mm
<i>Leptynia hispanica</i>	4,1 mm	1,3 mm	1,5 mm

REPARTITION

Nos trois espèces : *Bacillus rossius* et *Leptynia hispanica* sont des espèces strictement Méditerranéennes alors que *Clonopsis gallica* est présent dans une grande partie du pays, il évite toutefois le massif central et tout l'est et le nord de la France (carte n° 1).

Carte n° 1 : Répartition des phasmes en France



(Les points représentent les lieux d'observations des différentes espèces)

BIOLOGIE

Camouflage :

Ces trois phasmes sont parfaitement inoffensifs (ils sont incapables de mordre) et leur seul moyen de défense est le camouflage.

En raison de leur forme, leur couleur et leur immobilité ces insectes sont passés maîtres dans l'art du camouflage. Leur forme de brindille les dissimule à la vue de leurs prédateurs (surtout les oiseaux) de plus leur couleur verte, grise ou brune renforce considérablement ce

camouflage tout comme leur parfaite immobilité le jour. Ce camouflage porte le nom de mimétisme par homotypie¹ et par homochromie².

La couleur des phasmes est variable mais ce changement est lent. Tout au plus c'est l'intensité de la coloration (clair - sombre) qui peut varier rapidement. Ainsi certains phasmes peuvent s'assombrir sous l'influence de la température, de la luminosité et de l'humidité de leur environnement. Ces variations se font par migration de pigments dans la cuticule (correspondant à leur peau).

Un phasme vert au printemps devient souvent brun à l'automne. C'est fréquemment le cas pour les trois espèces françaises.

Défense :

Bien que les phasmes soient parfaitement camouflés, il arrive qu'un prédateur arrive à saisir une patte. Ils ont alors la possibilité de casser volontairement une ou plusieurs pattes pour se délivrer. Ce phénomène s'appelle l'autotomie³. Cela ne fait aucun mal et s'ils ne sont pas encore adultes ils ont l'incroyable possibilité de régénérer les pattes manquantes (un peu comme pour la queue des lézards).

Un autre moyen pour se défendre c'est la possibilité de "faire le mort". Lorsque le phasme est dérangé il peut s'immobiliser de façon réflexe et se laisser tomber. Le phasme reste alors parfaitement immobile et raide. On peut le prendre entre les doigts, il ne bougera pas. C'est l'état de catalepsie⁴. Les phasmes peuvent ainsi se dérober efficacement face aux prédateurs. Une fois tombé à terre il est très difficile de retrouver un phasme. Après plusieurs minutes il retrouve son activité et s'enfuit.

Reproduction :

Chez les phasmes français il n'existe pas de mâle, il n'y a que des femelles. Celles-ci peuvent pondre des oeufs fertiles sans fécondation. Ce mode de reproduction asexuée s'appelle la parthénogenèse⁵ thélytoque⁶, c'est à dire qu'une femelle seule ne donne naissance qu'à des femelles, contrairement aux abeilles où lorsqu'une femelle non fécondée pond elle ne donne naissance qu'à des mâles (parthénogenèse arrhénotoque⁷).

Les oeufs sont pondus au hasard, la femelle les laisse simplement tomber sur le sol (sauf pour *Leptynia hispanica* qui enterre ses oeufs dans le sol). Les oeufs des phasmes ressemblent tous à de petites graines. Une femelle de phasme peut pondre entre 50 et 600 oeufs par an selon l'espèce.

Après quelques mois d'incubation, au printemps suivant, les jeunes naissent. A la naissance les jeunes phasmes français sont tous verts, mais *Bacillus rossius* à des antennes rouges, *Clonopsis gallica* des antennes vertes ainsi que *Leptynia hispanica*, cependant pour cette dernière espèce le corps est vert sombre (vert poireau). A la naissance les petits phasmes français mesurent environ 1 cm de longueur.

¹ Homotypie : aptitude à mimer une forme du milieu de vie.

² Homochromie : aptitude à harmoniser la couleur du corps à celle du milieu de vie.

³ Autotomie : mutilation réflexe d'une partie du corps, pour les phasmes c'est l'une (ou plusieurs) des pattes.

⁴ Catalepsie : perte momentanée de tous les mouvements, le corps est raide dans une (fausse) mort apparente.

⁵ Parthénogenèse : reproduction à partir d'un ovule non fécondé. L'ovule donne un oeuf sans fécondation.

⁶ Thélytoque : reproduction qui ne donne que des femelles.

⁷ Arrhénotoque : reproduction qui ne donne que des mâles.

Croissance :

Les petits phasmes dès la naissance sont semblables aux adultes, on parle alors d'insectes à métamorphose incomplète ou insectes hémimétaboles⁸ (même si les espèces portent des ailes). C'est pourquoi chez les phasmes les petits ne s'appellent pas larves ou nymphes mais jeunes. Le terme de larve étant réservé aux insectes à métamorphose complète (holométaboles⁹) comme les papillons ou les mouches.

Comme les autres insectes, les phasmes ont un squelette extérieur rigide les empêchant de grandir, les seules parties souples du corps se situent au niveau des articulations. Le seul moyen de grandir est de changer de peau : c'est la mue. C'est une étape importante et délicate pour l'insecte (beaucoup meurent à ce moment là). Pour muer le phasme s'accroche solidement à une branche la tête en bas puis s'extrait lentement de son ancienne "peau". Il est alors tout mou, il "gonfle" et atteint entre 1,3 et 1,5 fois sa taille initiale, sa nouvelle "peau" sèche et le phasme retrouve sa protection rigide. Lors de sa croissance le jeune devra muer entre 4 et 6 fois selon sa taille adulte. Pour les espèces ailées, ce n'est que lors de la dernière mue que les ailes se déploieront. En France, les phasmes deviennent adultes début juin (fin juin à début juillet dans les régions les plus froides) et commencent à pondre quinze jours plus tard.

Les phasmes français ne vivent qu'une saison, ils naissent au printemps (vers le mois d'avril) et meurent en automne (vers le mois d'octobre), sauf pour *Bacillus rossius* qui peut survivre à l'hiver. En hiver il ne reste généralement que les oeufs enfouis sous les feuilles mortes sur le sol.

Nourriture :

Ils se nourrissent des végétaux sur lesquels ils vivent, il n'existe pas de phasme carnivore.

Bacillus rossius et *Clonopsis gallica* se nourrissent de ronce, de rosier ou de prunellier (pour *C. gallica*) alors que *Leptynia hispanica* ne se nourrit que de *Dorycnium suffruticosum* (plante très courante de la famille des Papilionacées vivant dans les garrigues calcaires du pourtour Méditerranéen).

Les phasmes français ne boivent pratiquement jamais, ils utilisent simplement l'eau contenue dans les plantes qu'ils mangent.

Comportement :

Qu'ils soient jeunes ou adultes les phasmes ont le même comportement. Ils restent parfaitement immobiles le jour et se déplacent pour se nourrir la nuit. Ce sont des insectes nocturnes qui ne dorment jamais. Le jour ils sont cachés au sein du massif de leur plante hôte et demeurent introuvables, mais dès que la nuit tombe ils montent à la surface de leur massif et mangent des feuilles. A l'arrivée de l'aurore ils retournent tous se cacher dans l'épaisseur de leur plante nourricière. Ils se déplacent peu et vivent dans un rayon d'une dizaine de mètres (étude faite uniquement pour *C. gallica*).

Elevage :

Les phasmes français s'élèvent dans des cages grillagées contenant des branches de ronce ou de rosier trempant dans un flacon d'eau. Il faut absolument éviter de pulvériser de

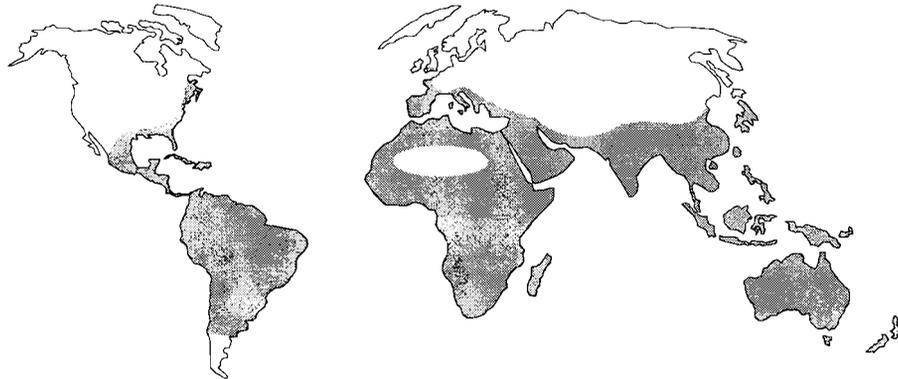
⁸ Hémimétabole : à métamorphose incomplète (le jeune ressemble presque à l'adulte, sauf pour les ailes).

⁹ Holométabole : à métamorphose complète ou véritable métamorphose (le jeune est complètement différent de l'adulte).

l'eau dans la cage. Le feuillage doit rester frais, il faut le changer une fois par semaine. Les oeufs sont conservés au sec dans des tubes ou des boîtes. Pour *Clonopsis gallica* il faut absolument que les oeufs subissent une période de froid (environ 2 mois dans le bac à légumes d'un réfrigérateur) pour que les petits éclosent. Au printemps les oeufs sont placés dans une boîte en plastique dans laquelle on pulvérise un peu d'eau une fois par jour. Dès que les petits naissent on les place dans de petites cages en verre pour que l'humidité soit plus importante que dans la pièce, mais il ne faut pas pulvériser d'eau. Un peu plus grands on les place dans une cage grillagée adaptée à leur taille. Il faut prévoir pour dix à vingt phasmes une cage de 80 cm de haut sur 30 cm de profondeur et 40 cm de largeur. Il faut absolument éviter qu'ils soient trop serrés car ils ne le supportent pas et meurent.

LES PHASMES DANS LE MONDE

Il existe plusieurs milliers d'espèces différentes dans le monde. On retrouve essentiellement ces insectes dans les régions chaudes et humides et surtout dans les forêts équatoriales humides (forêts vierges). La France se situe à la limite nord, ce qui explique le nombre limité d'espèces chez nous (carte n° 2).



Carte n° 2 : Répartition des phasmes dans le monde.

La majorité des espèces sont sexuées et beaucoup sont ailées. Il existe approximativement trois catégories de phasmes dans le monde : les phasmes bâtons, les phasmes épineux et les phasmes feuilles (Phyllies).

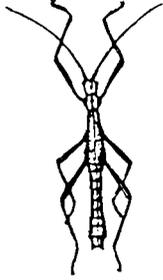
Chez les phasmes, le mâle (lorsqu'il existe) est généralement beaucoup plus petit que la femelle et chez certaines espèces le mâle est presque filiforme. La différence morphologique entre les deux sexes est parfois si grande que chez certaines espèces le mâle et la femelle ont longtemps été considérés comme deux espèces différentes, ce sont souvent les élevages qui permettent de lever le doute.

Les longueurs sont, elles aussi, très variables, le plus petit phasme mesure à peine 1,4 cm de longueur (mâle de *Timema californicum* Scudder, 1895, au U.S.A.) alors que les plus longs mesurent jusqu'à 33 cm sans les pattes et 55 cm avec les pattes (*Pharnacia kirbyi* (Brunner, 1907), Bornéo). Ce sont les plus longs insectes du monde. Détenteurs du record de longueur chez les insectes.

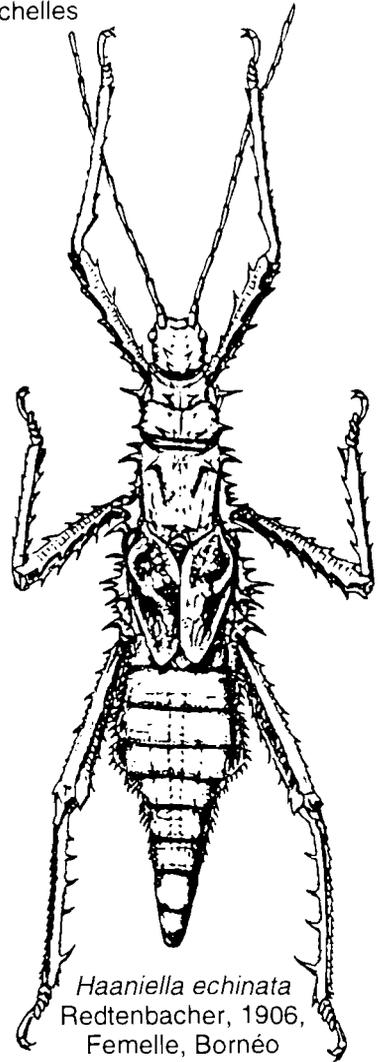
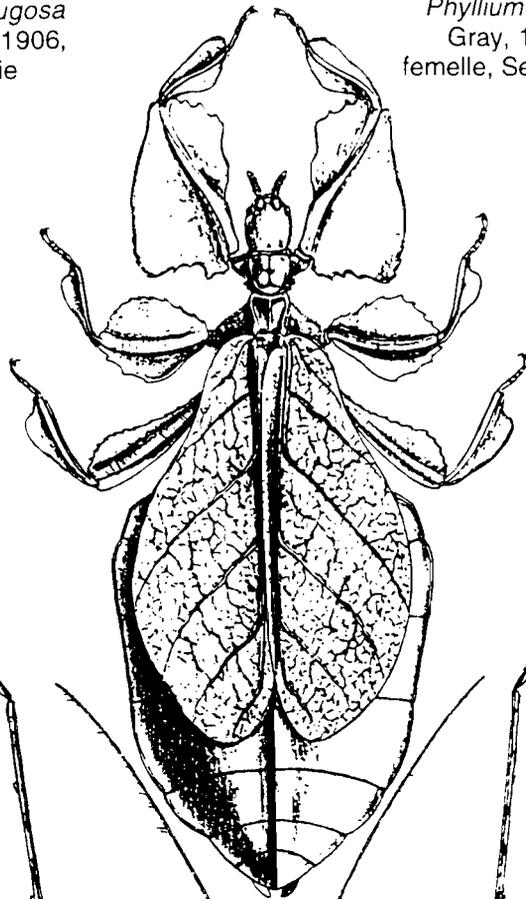
Beaucoup de ces phasmes (environ 50 à 60 espèces) sont actuellement en élevage chez les membres du *Groupe d'Etude des Phasmes* et du *Phasmid Study Group*. Ces espèces sont échangées ou données par de nombreux membres. Les phasmes constituent un matériel de choix pour sensibiliser les enfants au monde des insectes, car du fait de leur parfaite innocuité, ces insectes peuvent être manipulés sans risque.

Diversité des formes chez les phasmes

Anisomorpha rugosa
Redtenbacher, 1906,
mâle, Bolivie

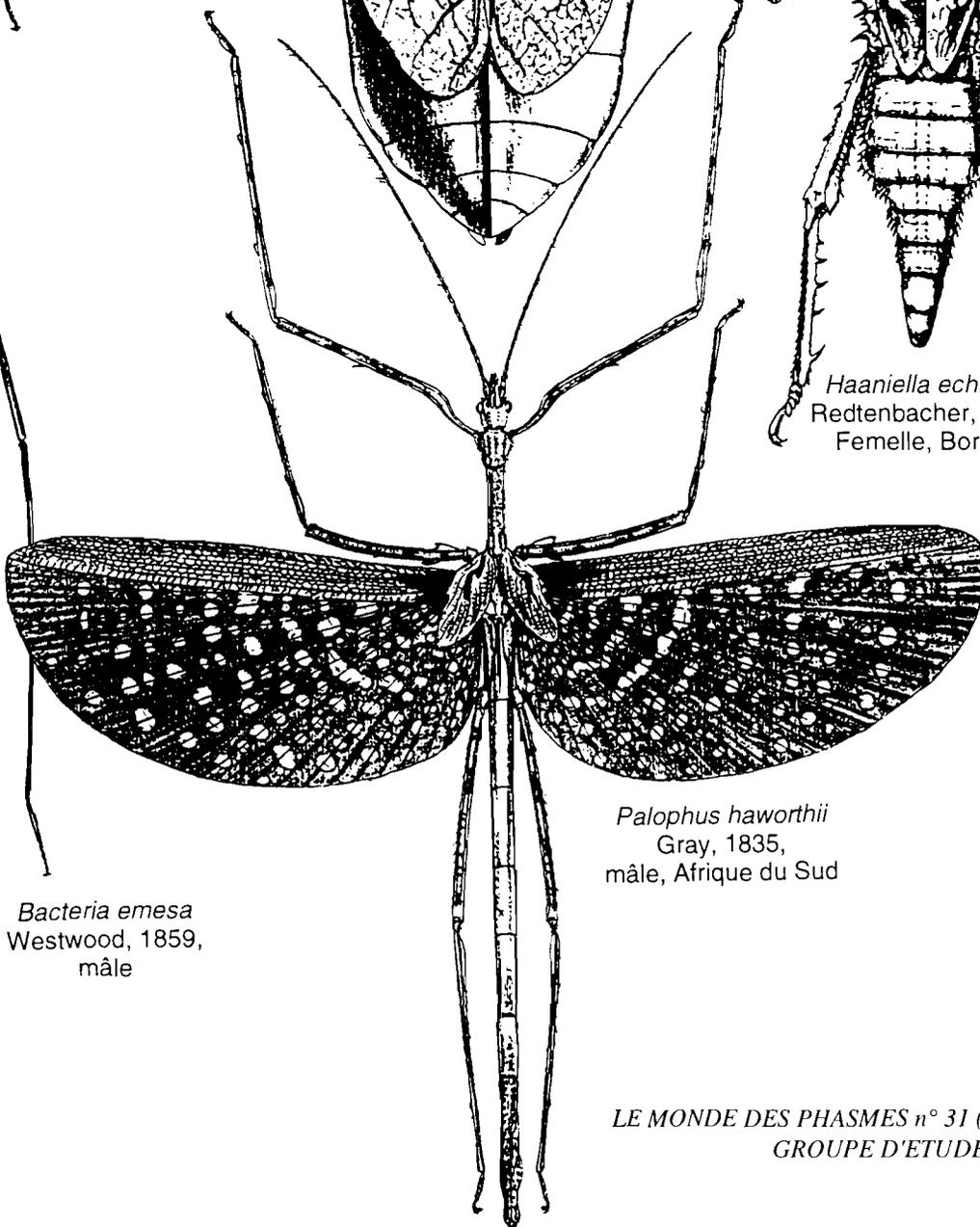


Phyllium scythe
Gray, 1843,
femelle, Seychelles



Haaniella echinata
Redtenbacher, 1906,
Femelle, Bornéo

Bacteria emesa
Westwood, 1859,
mâle



Palophus haworthii
Gray, 1835,
mâle, Afrique du Sud

Baculum extradentatum **(Brunner, 1907)** **P.S.G. n° 5**

Texte et dessins de Philippe Lelong

Mots-clés : *Baculum extradentatum*, P.S.G. n° 5, Viêt-nam, Description, Elevage

Classification

Baculum extradentatum fut décrite pour la première fois en 1907 par Brunner sous le nom *Cuniculina impigra* (Brunner, 1907) pour le mâle et sous le nom *Clitumnus extradentatus* (Brunner, 1907) pour la femelle. Maintenant elle est placée dans le genre *Baculum* Saussure 1870. Ce genre appartient à la tribu des Baculini, à la sous-famille des Phasmatinae et à la famille des Phasmodidae.

Origine et historique

Cette espèce est originaire de Annam au sud du Viêt-nam.

Description

Ce phasme est aptère, il a un corps allongé et des antennes assez courtes. L'espèce est sexuée et le dimorphisme sexuel est très important.

Les femelles (figures n° 1 A, a, b) sont plus trapues que les mâles mais légèrement plus grandes, elles mesurent entre 89 et 95 mm de longueur de la tête à l'extrémité de l'abdomen et 150 à 170 mm en tout avec les pattes. La largeur du corps au niveau des premiers segments abdominaux est d'environ 4 à 5 mm. La tête porte 2 petites cornes triangulaires de 1,5 mm de hauteur entre les deux yeux. Les antennes mesurent 15 mm de long. La coloration générale du corps et des pattes varie du brun sombre au vert cendré. Les pattes antérieures portent des carènes (intérieure et extérieure) fortement en dent de scie. Les fémurs médians portent souvent dorsalement une large épine foliacée de 1 à 2 mm². L'ensemble des pattes porte de fines épines. Le thorax est lui aussi recouvert de fines épines avec parfois quelques épines légèrement plus fortes. La surface de l'abdomen est plutôt lisse. Le dernier segment abdominal est très nettement bilobé, ventralement la plaque sous génitale atteint le milieu du dernier segment abdominal sans jamais dépasser son extrémité. Les cerques sont petits, fins et peu visibles, ils ne dépassent pas l'extrémité du dernier segment.

Les mâles (figures n° 1 B, c, d) sont filiformes, les pattes sont fines et très longues. Le corps est entièrement brun sombre sauf, sur la face ventrale, au niveau des pattes médianes et postérieures, il y a une petite tache claire d'une couleur crème orange. On retrouve d'ailleurs ces taches au niveau des articulations de toutes les pattes. Les yeux sont bruns. Les antennes sont moyennement longues et atteignent 25 mm. La longueur du corps est de 70 à 75 mm de la tête à l'extrémité de l'abdomen et la longueur complète avec les pattes est de 140 à 145 mm. La largeur du corps au niveau des premiers segments abdominaux est d'environ 1,5 à 2 mm. Le corps, ainsi que les pattes, sont entièrement lisses. L'extrémité abdominale est très

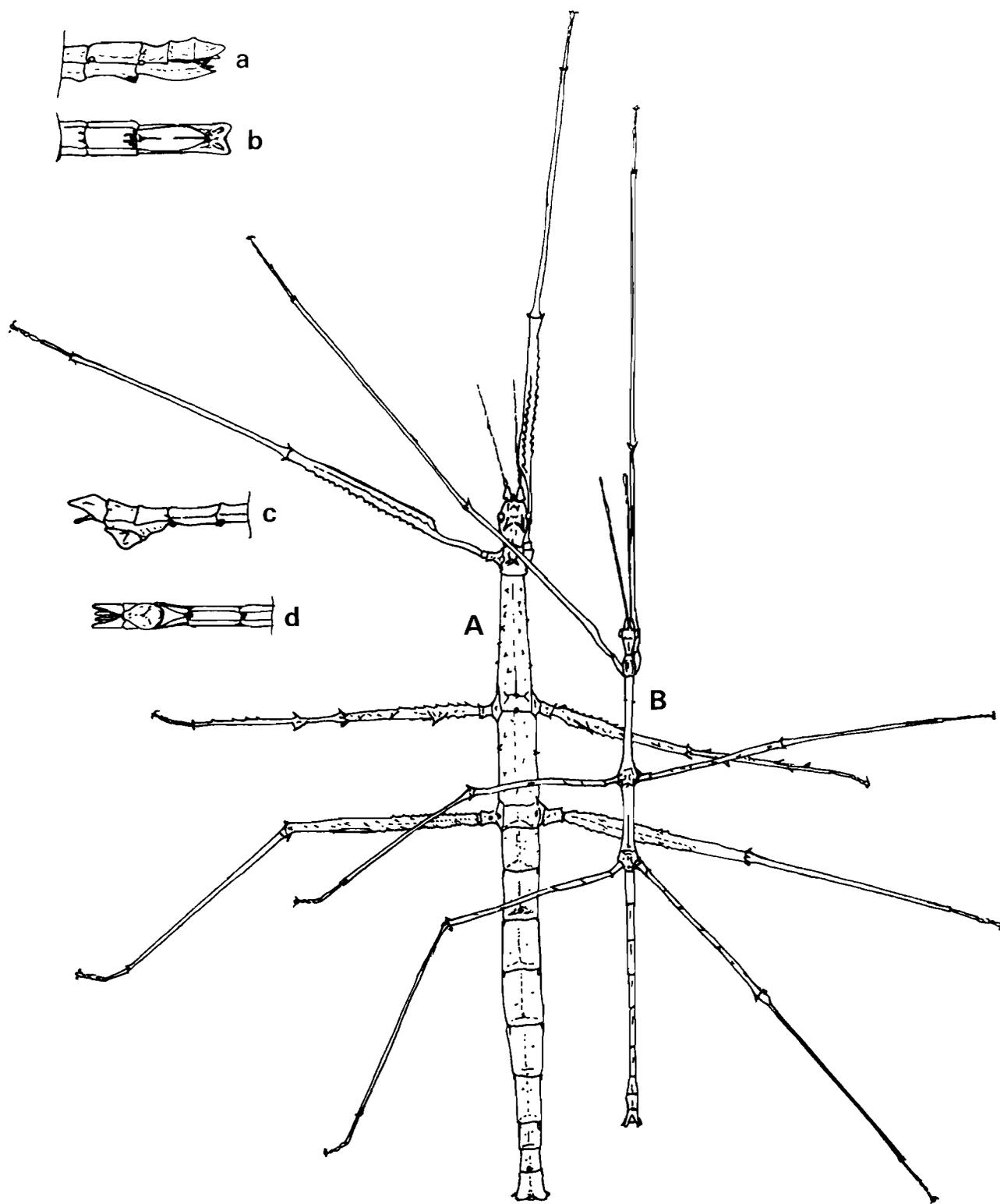


Figure n° 1 A : Femelle de *Baculum extradentatum* (x1)
a : extrémité abdominale vue de profil (x2), b : vue de dessous (x2).
Figure n° 1 B : Mâle de *Baculum extradentatum* (x1)
c : extrémité abdominale vue de profil (x2), d : vue de dessous (x2).

nettement bilobé voire bifide. Les cerques sont très petits, fins et ne dépassent pas l'extrémité du dernier segment abdominal. Ventralement la plaque sous génitale est pratiquement ronde et le vomer sous-anal est assez difficile à voir. Les accouplement sont nombreux mais ne durent jamais très longtemps.

Les jeunes (figure n° 2) à la naissance sont très fins et de couleur jaunâtre seul le dernier segment abdominal est noir. Les antennes sont très petites, elles mesurent entre 1 et 1,5 mm de longueur. La longueur du corps est d'environ 10 mm.

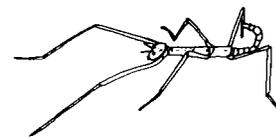


Figure n° 2 : Jeune *Baculum extradentatum* (x 2)

Les oeufs (figure n° 3) sont petits ils mesurent environ 2,5 mm de longueur pour une largeur d'environ 1,5 mm. Ils ont une forme ovoïde allongée. L'operculum est circulaire et de couleur noir profond, il porte un petit capitulum en forme de sphère aplatie avec à son sommet une petite dépression, il est lui aussi noir. La couleur générale de l'oeuf est brune avec dorsalement, autour de l'aire micropylaire, une zone gris beige en forme de papillon devenant diffuse vers le bas. L'aire micropylaire est petite en forme de haricot et de couleur grisâtre.

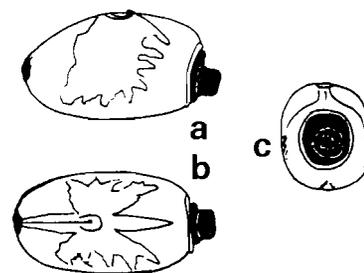


Figure n° 3 : Oeufs de *Baculum extradentatum*. a : Vue latérale, b : vue dorsale, c : vue de devant. (x10)

Les oeufs sont pondus par projection au hasard et abandonnés sur le fond de la cage.

Incubation des oeufs

Elle peut se faire, soit directement dans la cage en laissant les oeufs sur le sol, soit en plaçant ces derniers dans une boîte à peine humide.

Elevage

Il est très facile à réaliser dans des cages de taille moyenne, environ 40 à 50 cm de hauteur. Les conditions de température et d'humidité ne sont pas particulières; environ 20 °C et l'humidité ambiante sont amplement suffisantes pour cette espèce. De plus celle-ci (ainsi que ses oeufs) supporte très bien les refroidissements jusqu'à 15 °C, le mâle est tout même plus fragile que les femelles, comme c'est souvent le cas chez les phasmes.

Les plantes nourricières sont la ronce, le rosier, le chêne, et certainement beaucoup d'autres.

Commentaires:

Cette espèce n'a aucun moyen de défense mis à part le camouflage. Les mâles lorsqu'ils sont dérangés prennent une attitude caractéristique, ils ramènent l'extrémité de leur abdomen au dessus de leur corps et étendent les pattes antérieures.

Par sa facilité d'élevage cette espèce est tout particulièrement recommandée pour les débutants et les élevages dans les écoles.

Carausius morosus **(Sinéty, 1901)** **P.S.G. n° 1**

Texte et dessins de Philippe Lelong

Mots-clés : *Carausius morosus*, P.S.G. n° 1, Inde, Description, Elevage

Classification

Cette espèce fut décrite pour la première fois en 1901 par Sinéty sous le nom *Dixippus morosus* (Sinéty, 1901). Maintenant elle est placée dans le genre *Carausius* Stål, 1875. Ce genre appartient à la tribu des Lonchodini, à la sous-famille des Lonchodinae et à la famille des Heteronemiidae.

Origine et historique

Ce phasme est originaire du sud de l'Inde, de la région de Shambaganur, il fut introduit en Europe par R.P. Pantel en 1897. Depuis cette date la souche a prospéré dans les élevages où elle fut essentiellement utilisée pour étudier la parthénogenèse. C'est pourquoi ce phasme est couramment appelé le "Phasme de laboratoire".

Description

Il n'existe que des femelles en Europe, alors que l'espèce est sexuée dans son pays d'origine. Ce phasme est aptère et ressemble fortement à une brindille.

Les femelles (figures n° 1, a, b) mesurent de l'extrémité de la tête (sans les antennes) jusqu'à l'extrémité abdominale entre 75 et 85 mm de longueur. La longueur totale avec les antennes est comprise entre 115 et 125 mm. Les antennes sont longues et fines, on ne distingue pas très bien les différents articles, leur longueur est d'environ 40 mm. La couleur générale du corps est extrêmement variable. Elle peut aller du vert vif en passant par jaune-brun, jusqu'au brun très sombre presque noir. Les individus âgés sont toujours plus sombres que les sujets jeunes. Le thorax est finement granuleux sur le dessus alors que le reste du corps, ainsi que les pattes, sont pratiquement lisses. Le corps est cylindrique de la tête à l'apex de l'abdomen. Les pattes sont relativement courtes et de la même couleur que le reste du corps, sauf au niveau de l'échancrure sur la face interne des pattes antérieures, là, la couleur est rouge vif. L'abdomen ne présente pas de particularité, la plaque sous génitale atteint l'extrémité de l'abdomen sans le dépasser. Son apparence vue de profil est en forme de proue de bateau. Le dernier segment abdominal est dorsalement nettement échancré. Les cerques sont courts, fins et peu visibles. La largeur des premiers segments abdominaux est d'environ 4 à 5 mm.

Les conditions climatiques jouent un grand rôle dans la coloration de ces insectes. Ainsi les phasmes élevés dans une ambiance sèche et chaude sont essentiellement brun-sombre alors que ceux élevés dans une ambiance fraîche et humide sont vert-clair. Cette couleur peut aussi changer d'intensité de façon temporaire (pour quelques heures par exemple) avec des variations d'humidité et de température, mais aussi avec l'intensité lumineuse.

Les Mâles sont inconnus dans les élevages en Europe mais existent bien en Inde.

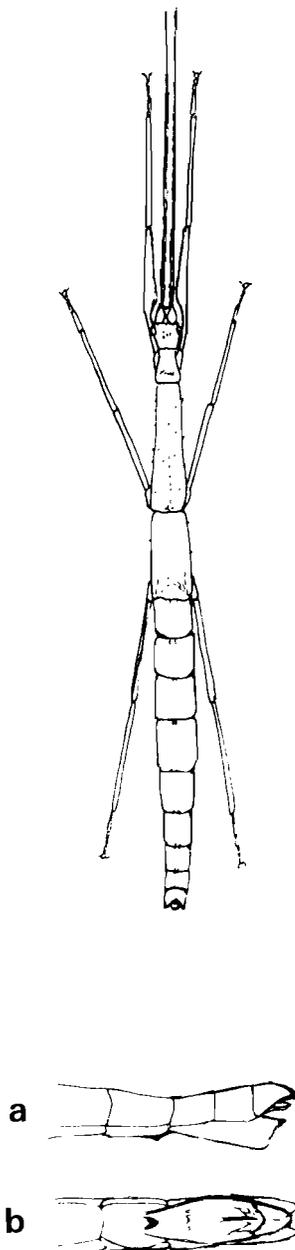


Figure n° 1 : Femelle de *Carausius morosus* (x1)
a : extrémité abdominale vue de profil (x2), **b** : vue de dessous (x2).

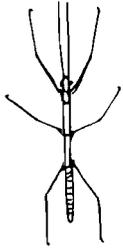


Figure n° 2 : Jeune *Carausius morosus* (x 2)

Les jeunes (figure n° 2) sont petits et bruns, ils mesurent 14 à 15 mm de long. Les antennes sont déjà longues. Au premier stade les jeunes sont très mobiles et déambulent tout le temps dans la cage. Le développement des jeunes dure environ 3 à 5 mois. La durée de vie sous forme adulte est un peu plus longue et varie entre 6 et 7 mois. La durée totale de vie est d'environ un an.

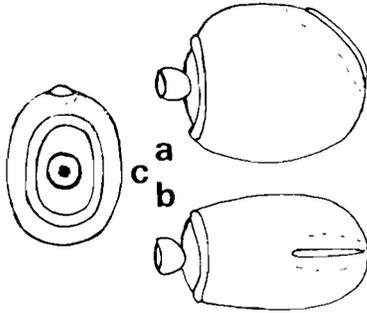


Figure n° 3 : Oeufs de *Carausius morosus*. **a** : Vue latérale, **b** : vue dorsale, **c** : vue de devant. (x10)

Les oeufs (figure n° 3) sont petits, globuleux, presque sphériques et entièrement bruns. Toutefois la couleur est plus claire autour de l'aire micropylaire. L'operculum est légèrement bombé, brun, il porte un capitulum globuleux en forme de petit bouton de couleur beige. L'aire micropylaire est très étroite et allongée sur la moitié postérieure de l'oeuf. Lors de la ponte les oeufs tombent au hasard sur le sol. Cette espèce peut pondre beaucoup d'oeufs, entre 300 et 600 oeufs par femelle, soit entre 1 et 6 oeufs par jour.

Incubation des oeufs

Une simple boîte suffit, il n'est pas utile de maintenir les oeufs dans des conditions très humides ou chaudes. La durée de cette période est d'environ 80 à 120 jours.

Elevage

Il se fait dans des enceintes très simples, soit des aquariums, soit de simples boîtes en carton, pourvu qu'il y ait des ouvertures vitrées ou grillagées. Les plantes nourricières peuvent être dans un pot contenant de l'eau. Les conditions de température et d'humidité sont les conditions ambiantes. Il est tout de même préférable de pulvériser un peu d'eau une fois par jour, le soir de préférence. Il faut éviter de trop mouiller les parois de la cage au risque de voir les jeunes mourir collés sur celles-ci. La température peut atteindre 12 à 13 °C sans préjudice pour l'élevage, à condition que cette baisse de température ne dure pas plusieurs jours.

Ce phasme est très polyphage. Il accepte en captivité la plupart des plantes : ronce, rosier, lierre, chêne, pyracantha, troène, aubépine, même du persil,

Commentaires:

Ce phasme est le champion de l'immobilité réflexe (Catalepsie). Dès qu'il est dérangé, il s'immobilise en se raidissant et en étendant et joignant ses pattes antérieures vers l'avant et se laisse tomber au sol. Il ressemble alors à si méprendre à une simple brindille. Pour le sortir de sa torpeur il faut attendre (parfois plusieurs heures) ou bien lui pincer légèrement l'extrémité de l'abdomen, ou bien encore lui souffler légèrement dessus.

De part sa facilité d'élevage, cette espèce est toute indiquée pour les débutants et les établissements scolaires, notamment en association avec une espèce sexuée comme *Baculum extradentatum*.

Inventaire des musées et collections

Les musées et parfois les particuliers possèdent des collections d'insectes où peuvent figurer quelques phasmes rares, ces insectes ayant été capturés lors d'expéditions ou tout simplement lors d'un voyage. Actuellement, personne ne connaît vraiment le contenu de ces collections, il y a très peu de musées ayant fait un inventaire permettant de connaître cet irremplaçable patrimoine. Le problème survient, lorsque l'on cherche à identifier un phasme, il faut autant que possible comparer le résultat de l'identification avec des spécimens déjà identifiés (si l'espèce existe déjà).

Mais, où trouver des phasmes déjà identifiés ? Où chercher, dans quel musée, dans quelle collection ? Ces informations manquent, il faudrait connaître les phasmes contenus dans le maximum de collections, c'est important, surtout si une collection, pouvant servir de référence, est dans votre région.

Pour combler cette lacune, il faudrait entreprendre un inventaire le plus complet possible au niveau national. Pour ce faire, il serait intéressant que ceux qui en ont la possibilité ou l'occasion puissent dresser une liste des phasmes existant dans les collections de leur entourage : musées, collections privées, universités, etc., ou même votre collection personnelle. Dans un premier temps, il serait suffisant de dresser la liste des phasmes, portant une étiquette avec leur nom de genre, leur nom d'espèce, leur lieu de capture ainsi que la date et bien sûr le nom de la collection et sa localisation géographique. Plus tard, il sera tout aussi intéressant de se pencher sur les phasmes non identifiés, mais là le travail est considérable, car la majorité des phasmes en collection ne porte ni nom, ni étiquette. Alors autant pour l'instant faire le plus simple et le plus rapide, inventorions les phasmes déjà identifiés.

Si vous êtes intéressés par ce travail et par la même occasion participer à la vie du groupe c'est facile, il faut consulter les collections. Pour cela, vous pouvez vous présenter en tant que membre du G.E.P. en expliquant le but de cet inventaire et précisant que ce travail se fait au niveau national, il faut se montrer convaincu de l'utilité et être persévérant car certains musées (ou collections) sont assez refermés sur eux même.

Les résultats seront publiés et centralisés pour être mis à la disposition des membres, afin que chacun puissent connaître les phasmes en collection dans sa région.

Ces données serviront aussi à compléter la cartographie des trois espèces françaises.

Les inventaires pourront être envoyés à

Frédéric LANGLOIS, 8 route de Saint Loup-Cammas, 31140 PECHBONNIEU.

Merci par avance, le Groupe d'Etude des Phasmes. ●

De l'eau !!!

Anne Leclercq

Ferme de Froidmont, 02140 PLOMION, FRANCE

Mots-clés : *Baculum extradentatum*, *Areton asperrimus*, *Eurycantha calcarata*, *Heteropteryx dilatata*, Comportement, Elevage, alimentation.

Voici quelques observations relatives à l'importance de l'abreuvement chez les phasmes. Si l'utilité des pulvérisations d'eau dans les enceintes d'élevage des phasmes n'est plus à prouver, on ne pense pas toujours que, si quelques gouttes suffisent à abreuver des jeunes filiformes, il n'en est pas de même pour les sujets adultes de certaines espèces. Nous avons tous pu observer dans les récipients contenant les plantes nourricières, quelques malheureux phasmes noyés malgré nos précautions pour "boucher les trous" ! C'est que l'insecte en avait un besoin tellement vital qu'il s'est obstinément enfilé dans le petit interstice resté libre.

1. Observations sur *Areton asperrimus* (Redtenbacher, 1906).

Cet élevage est conduit dans une cage carrée en bois, grillage et Plexiglas. Un gros bouquet de lierre, humidifié deux fois par jour, trône dans un large pot en verre. Plusieurs dizaines de phasmes vivent en bonne entente, c'est du moins ce que je croyais...

Puis lors de chaque remplacement du lierre, je me suis aperçue que plusieurs mâles étaient, soit noyés, soit morts sans raison apparente. Une nuit, à la lampe de poche, j'ai observé des couples de mâles qui se battaient et c'est non sans mal que j'ai réussi à les séparer, isolant les plus belliqueux dans des boîtes jusqu'au lendemain.

Il m'est venu à l'idée de leur placer dans la cage une coupelle pleine d'eau, changée tous les jours. Depuis, chaque soir, à la même heure de nombreux individus, mâles et femelles, s'abreuvent et ... se baignent ! Je n'ai plus eu à déplorer la perte de mâles.

2. Observations sur *Eurycantha calcarata* (Lucas, 1869).

C'est une espèce si sympathique (le mâle actuel a persécuté et estropié tous les autres mâles) que j'en évite le surnombre. Quelques femelles et un mâle (qui aura deux ans en décembre) vivent en bonne entente dans une boîte d'élevage en plastique, le fond est recouvert d'un carré de tissu changé souvent (bien pratique !). Lors du nettoyage de la boîte, ces phasmes privilégiés par leur petit nombre, sont déposés sur l'égouttoir de l'évier, où ils se baignent avec délice dans les rainures pleines d'eau et s'abreuvent longuement. Voyant leur penchant pour l'eau, j'ai également mis à leur disposition un petit récipient en terre cuite dans leur boîte (vu son poids, ils ne peuvent pas le retourner !). Ils l'ont vite repéré et ont pris l'habitude d'y boire.

3. Observations sur *Heteropteryx dilatata* (Parkinson, 1798).

Pour l'instant, un seul couple loge dans un aquarium dont le fond abrite un tapis chauffant recouvert d'un torchon. Là aussi, une soucoupe en terre est régulièrement remplie.

L'eau disparaît, du fait de l'évaporation sûrement, mais peut-être aussi de l'abreuvement, ce que je n'ai pu observer qu'une seule fois. J'ai vu aussi la femelle traverser l'eau pour se mouiller.

D'une façon générale, je pense que tous les phasmes vivant en partie sur le sol ont besoin de boire. Je n'ai de ce fait jamais observé ce phénomène chez *Extatosoma tiaratum* (Macleay, 1827) sauf chez les vieux sujets, qui boivent longuement si on leur en donne l'occasion. Pourquoi ce besoin à quelques semaines de la mort ? Est-ce parce qu'ils ne peuvent plus s'alimenter ? Affaire à suivre ...

N.B. Il est entendu que ces "abreuvoirs" ne concernent que les phasmes adultes ou subadultes. Les jeunes sont élevés à part dans des boîtes humides. ●

N.D.L.R. : Certains éleveurs utilisent des abreuvoirs avec un système anti-noyade : coton hydrophile humecté, billes d'argile dans le récipient, éponge humectée, ...

Gare aux pucerons !

Olivier Coiffier

20, rue de la forêt, 27950 SAINT MARCEL, FRANCE

Mots-clés : *Phyllium giganteum*, Pucerons, Comportement, Elevage.

Durant le mois de juillet, plus de la moitié de mon élevage de *Phyllium giganteum* Hausleithner, 1984, s'est retrouvée avec une ou plusieurs pattes manquantes et cela en moins de deux semaines !

Ce phénomène m'inquiétant vivement, j'examinais un à un tous les paramètres afin de trouver la cause de ce désagrément : la température et l'hygrométrie, ainsi que l'éclairage, n'avaient pas subi de modifications notables. Pour ce qui était de la nourriture (chêne et ronce), elle était de bonne qualité et provenait de mon jardin (j'étais donc sûr que les branches n'avaient pas été traitées par un insecticide ou tout autre produit nocif !). Cependant, j'observais la présence de quelques pucerons sur certaines branches. Or, les pattes de mes phyllies étaient abîmées à leur extrémité (plus de griffes, quelque fois plus de tarse).

Je n'ai pu déterminer si cette mutilation des pattes était due à une attaque directe des pucerons, à une substance corrosive produite par les pucerons, ou encore à une automutilation des phyllies essayant de nettoyer leurs pattes d'une éventuelle substance sécrétée par les pucerons. Toutefois, il ne me semble pas absurde de croire qu'il existait un rapport entre la présence des pucerons et ces "pertes" de pattes : en effet, elles se produisaient sans raison apparente (sans rapport avec les mues, ...) et ont cessé de se produire depuis que j'ai pris garde de ne pas laisser des pucerons se promener dans mes bacs d'élevage. ●

N.D.L.R. : Autre hypothèse : la présence d'un autre insecte parasite dans la cage (les pucerons se nourrissent exclusivement de la sève de la plante hôte). Il est conseillé de "nettoyer" le feuillage avant son introduction dans la cage pour éliminer les insectes parasites et autres arachnides qui s'y cachent. Il ne faut pas oublier que les pucerons sécrètent un miellat qui tombe en pluie sous eux. Ce miellat est très collant les phyllies se sont peut être mutilées en essayant de le retirer.

Le mimétisme chez les *Phyllium*

Alain Deschandol

45, rue Massillon, 76600 LE HAVRE, FRANCE

Mots-clés : *Phyllium bioculatum*, Mimétisme, Homotypie, Homochromie, Oeufs, Comportement.

Résumé : Les phyllies sont expertes dans l'art du camouflage, tout au long de leur vie même pour les oeufs, ces insectes sont très difficiles à distinguer dans leur environnement. Ce mimétisme porte aussi bien sur l'homotypie, que sur l'homochromie. La protection lors du premier stade est différente car se sont les couleurs vives (aposématiques) qui protègent l'animal des prédateurs.

1. INTRODUCTION

Les phyllies fascinent et intriguent l'homme par la façon dont elles se confondent avec le feuillage dans lequel elles passent leur vie. Leur forme aplatie et leur couleur les rendent pratiquement indiscernables lorsqu'elles sont immobiles. Dépourvues d'autre moyen de défense, elles échappent ainsi à la vue des prédateurs, depuis des milliers d'années. Nous autres éleveurs, nous avons depuis quelques temps le plaisir de les voir évoluer sous nos yeux émerveillés. Nos amis anglais les appellent "Leaf-insects" (Insectes feuilles) et les allemands "Wandelnde-blätter" (Feuille changeante)

2. MIMÉTISME, HOMOTYPIC, HOMOCHROMIE : RAPPELS

On parle de **mimétisme** lorsqu'un être vivant imite un objet ou un autre être vivant. Le premier est appelé "Mime" et le second est le "Modèle" (par exemple : un papillon consommable imite un autre papillon non consommable pour échapper à ses prédateurs).

L'**homotypie** est la copie de la forme d'un objet (par exemple : les phasmes ressemblent à des brindilles ou des feuilles).

L'**homochromie** est la ressemblance avec la couleur d'un support ou du milieu (par exemple : le caméléon prend la couleur des branches).

Certains insectes modifient leur stratégie de camouflage au cours de leur développement. Ainsi, la chenille du papillon *Acronicta alni* (Noctuelle de l'Aulne) ressemble à une fiente d'oiseau dans ses premiers stades, puis se pare de couleurs **aposématiques** (couleurs vives avertissantes) dans ses derniers stades. L'imago (l'adulte), lui, se confond par des couleurs homochromiques avec l'écorce des arbres sur lesquels il se pose. Les *Phyllium* adoptent une stratégie identique tout au long de leur croissance.

3. L'OEUF (figure n° 1)

Comme la plupart des oeufs de Phasmes, l'oeuf des *Phyllium* ressemble à une graine. Nous sommes en présence d'une première combinaison d'**homotypie** et d'**homochromie** de protection. Cette protection est-elle réellement efficace ? Faute d'observations précises on peut supposer qu'un oeuf qui ne ressemble pas à un oeuf est moins tentant pour un oiseau carnivore, mais pour un oiseau granivore, là ?... De loin la graine échappe à la vue mais de près...

4. LES NOUVEAUX NES (figure n° 2)

Parmi les espèces connues et élevées, notamment les *Phyllium bioculatum* Gray, on est frappé par la couleur vive du jeune insecte sortant de l'oeuf. Cette couleur varie selon les espèces du rouge-brique au jaune orangé. Cette couleur disparaîtra petit à petit au fur et à mesure que le jeune s'alimentera et l'abdomen deviendra de plus en plus vert sous l'action de la chlorophylle absorbée. Parallèlement se produit une autre transformation chez les jeunes insectes. En effet dans les premiers jours de leur existence les jeunes *Phyllium* sont très actifs et on les voit souvent grimper sur les branches et les parois de leur cage. En vieillissant et en verdissant ils s'assagissent et deviennent statiques, accrochés au feuillage. Ce phénomène existe chez d'autres espèces de phasmes, notamment *Extatosoma tiaratum*. Le jeune de cette dernière espèce est brun avec la tête orange et actif à sa naissance, il ressemble alors à une fourmi, puis s'éclaircit avec les stades suivants et finit lui aussi par s'immobiliser. Autre point commun : cette façon de recourber leur abdomen sur le dos. On peut ainsi avancer l'hypothèse selon laquelle, à leur naissance ces jeunes insectes utilisent le **mimétisme** comme moyen de défense en imitant un autre insecte non comestible (mimétisme batésien).

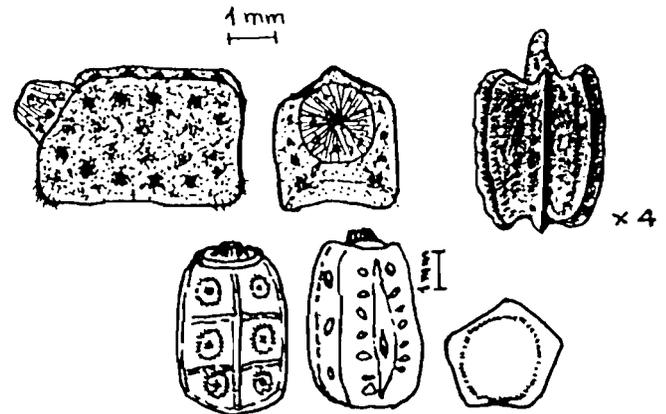


Figure n° 1 : oeufs de *Phyllium*. *Ph. keyicum* (les 3 du bas selon Hausleithner), *Ph. celebicum* (les 2 en haut à gauche) et *Ph. crurifolium* (en haut à droite).

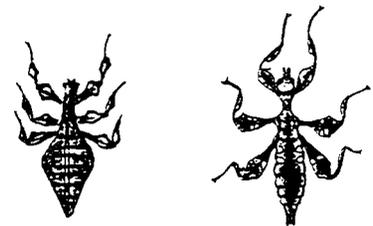


Figure n° 2 : Jeunes *Phyllium* au 1° stade. A gauche *Ph. bioculatum* et à droite *Ph. celebicum* (x1).

5. CROISSANCE (Figure n° 3)

Passé cette première phase de mimétisme le jeune *Phyllium* adopte donc une stratégie de défense plus statique liée à l'**homotypie** et à l'**homochromie**. Il passe le plus clair de son temps accroché à une feuille, abdomen recourbé sur le dos. Sa couleur ventrale, un peu plus sombre que la dorsale est un atout supplémentaire dans le camouflage.

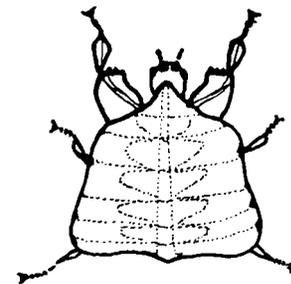


Figure n° 3 : Jeune *Phyllium bioculatum*, abdomen recourbé sur le dos. Vue de dessus.

6. L'IMAGO (figure n° 4)

A la dernière mue les phyllies acquièrent leur constitution définitive : dimensions, élytres, couleurs. L'apparition des ailes et des élytres ne permet plus à l'insecte de recourber son abdomen sur le dos. La femelle est un modèle d'imitation de feuille d'arbuste. De couleur verte, jaune ou marron clair, elle porte le plus souvent des taches marron-clair imitant celles des feuilles commençant à se dessécher. Les élytres poussent même la perfection d'imiter les nervures des feuilles, par la disposition des veines. Les élytres du mâle sont courts et ne recouvrent pas complètement les ailes transparentes et légèrement brillantes. Celui-ci est moins bien camouflé que la femelle. Il est aussi plus vulnérable puisqu'il est obligé de voler pour aller féconder les femelles.

7. CONCLUSION

La stratégie de camouflage mise au point par les *Phyllium* atteint un haut degré de perfection. Leur rareté relative et les difficultés rencontrées pour les élever ne permettent pas de multiplier les observations. Leur morphologie, leur délicatesse et leur comportement en font des animaux éminemment sympathiques et très prisés des éleveurs.

8. BIBLIOGRAPHIE

Becquerel et Brongniart (1894) La matière verte chez les phyllies. *C.R. Acad. Sciences*, 118: 1299-1303,

Burt, D.R.R. (1932) The venation of the wings of the leaf-insect *Ph. crurifolium*. *Ceylon University College*.

Clark, J.T. (1978) The eggs of leaf-insects. *The Linnean Soc. of London*.

Foucher, G. (1916) Etude biologique sur quelques Orthoptères. *Bulletin Soc. Nat. Acclimat. de France*, 63: 1-32.

Sappey (1894) Note sur le *Phyllium pulchrifolium*. *C.R. Ac. Sci. Paris*, 118(25): 1393-1395.

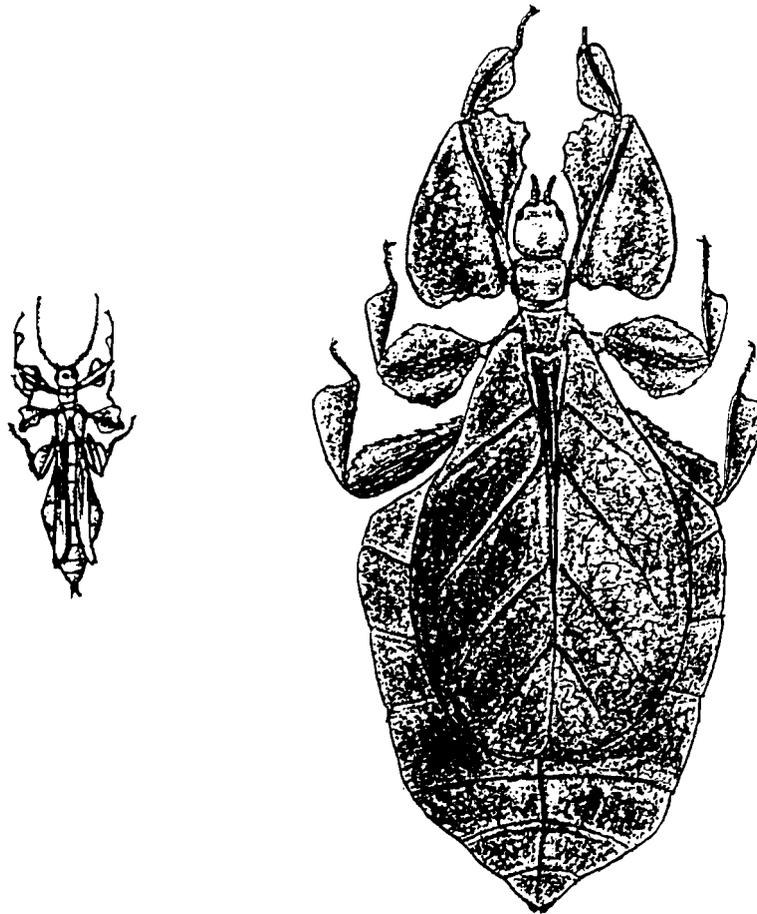


Figure n° 4 : Adultes de *phyllium*. A gauche mâle de *Nanophyllium pygmaeum* (Nouvelle Guinée) (La plus petite espèce de *Phyllium* connue) et à droite femelle de *Phyllium scythe* (Inde).

Les deux espèces sont grandeur nature.

UN EXEMPLE DE CAGE DE CHASSE

Frédéric Langlois

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

Mots-clés : Cage, Chasse, Elevage, Matériel, Technique.

Résumé : Lorsque l'on voyage et que l'on doit emporter du matériel pour chasser les phasmes ainsi que pour les élever sur place, le problème lié au poids, ainsi que l'encombrement du matériel doivent être résolus. Une cage en moustiquaire démontable et facilement remontable est ici décrite. La technique de fabrication et notamment celle des raccords d'angle sont explicitées.

Confronté au problème du choix du matériel nécessaire lors de prospections sur le terrain, il est primordial d'acquérir ou de concevoir soi-même des accessoires bien adaptés à la fonction à laquelle nous les destinons.

C'est lors de la préparation d'un voyage à l'étranger que j'ai été amené à construire une cage de chasse qui soit pratique à utiliser sur le terrain.

Elle devait réunir les caractéristiques suivantes :

- * La légèreté : le poids des bagages transportés par avion étant limité et la charge que représente un gros sac à dos lors des déplacements sur le terrain, impose cette qualité à notre cage.
- * La solidité : le matériel destiné à être utilisé à l'extérieur étant invariablement soumis aux chocs et aux intempéries implique que cette cage soit suffisamment résistante pour rester opérationnelle au moins durant tout le séjour.
- * Un montage et un démontage facile et rapide : Pour des raisons évidentes d'encombrement, la cage doit être démontable.

Son système d'assemblage doit être fiable tout en restant simple afin que le montage puisse s'effectuer quel que soit l'endroit où l'on se trouve.

1. LES MATERIAUX

Ils se trouvent facilement dans la plupart des magasins de bricolage.

- * du tube en alliage d'aluminium (environ 13 Fr. le mètre)
diamètre extérieur : 8 mm, diamètre intérieur : 6 mm
- * des baguettes en pin ou en peuplier, (environ 2,50 Fr. le mètre)
diamètre : 6 mm
- * de la moustiquaire en fibre de verre (verte ou grise) (environ 40 Fr. le mètre carré)
- * du film plastique en polyéthylène d'environ 50 microns
- * du fil de Nylon, type fil de pêche
- * de la colle, type Araldite bi-composant

2. LA CONSTRUCTION DE L'ARMATURE

21. LES RACCORDS D'ANGLE

- Coupez 8 longueurs de 7 cm dans le tube aluminium à l'aide d'une scie à métaux (figure n° 1). Ce matériau nécessitant un traitement thermique pour pouvoir être travaillé, il est préférable que les jeunes bricoleurs se fassent aider par une personne plus expérimentée, car certaines opérations restent délicates.
- Faites chauffer les tubes à 500°C durant 15 minutes, puis trempez-les immédiatement dans l'eau pour les refroidir. Séchez-les bien.
- Dans un étau, pincez l'une des extrémité de chaque petits tubes de façon à en obturer entièrement l'ouverture (figure n° 2)
- Faites fondre du plomb et remplissez-en à ras bord chaque tube Laissez refroidir un peu et passez-les sous le robinet d'eau. Ce remplissage évitera l'écrasement du tube lors de son cintrage.
- Fixez un tube dans l'étau sur une longueur de 3 cm environ, glissez un tube robuste autour de la partie restée libre et cintrez-le à 90° en vous y reprenant à plusieurs fois en libérant à chaque fois 1 à 2 mm de sa longueur (figure n° 3)
- Avec la scie, égaliser les deux branches du raccord en coupant l'extrémité pincée (figure n° 4)
- Chauffer les raccords dans un récipient métallique afin d'éliminer le plomb en le faisant fondre.
- Ebavurer les ouvertures à l'aide d'une lime ronde.
- Poser les raccord à plat, fixer les dans un étaux et percer un trou à l'angle avec un foret de 6 mm de diamètre. Ne percer qu'une seule épaisseur (figure n° 4)

22. LES MONTANTS

A l'aide d'une boîte à onglet et d'une scie plate, coupez des longueurs dans les baguettes de bois et ébavurez-en les extrémités au papier de verre.

Les dimensions les plus appropriées pour contenir aussi bien des grandes espèces que des petites sont, à mon avis, les suivantes :

- ◆ pour la hauteur : 4 baguettes de 50 cm
- ◆ pour la largeur : 4 baguettes de 25 cm
- ◆ pour la profondeur : 4 baguettes de 25 cm

23. L'ASSEMBLAGE

- Pour commencer, emboîtez chaque extrémité des baguettes de profondeur dans le trou percé à l'angle des raccords.
- Positionnez ces derniers correctement de façon à bien obtenir des angle de 90° dans les trois dimensions.
- Avec la colle Araldite, fixez-les en ayant soin de faire le tour des raccords avec un bon bourrelet de colle.
- Laissez polymériser 24 heures.
- Emboîtez les baguettes de hauteur et de largeur dans les extrémités des raccords d'angle. (Si besoin est, diminuez la section de ces baguettes en ponçant leurs extrémités sur 2 cm)

Vous obtenez une structure parallélépipédique (figure n° 5).

3. LES PAROIS EN MOUSTIQUAIRE

- Découpez dans la moustiquaire une bande ayant pour longueur, le périmètre de la cage plus 10 cm (c'est à dire, 2 largeurs plus 2 profondeurs plus 10 cm) et pour largeur, une fois et demie la hauteur de la cage.
- Entourez la structure avec cette bande et tendez-la en la maintenant à l'aide de quelques épingles.
- Assemblez les deux bords sur toute leur longueur en les cousant avec une aiguille et le fil de Nylon doublé.
- Découpez dans la feuille de polyéthylène un carré correspondant au fond de la cage et en laissant un bord supplémentaire de 5 cm.
- Enveloppez le fond de la structure avec ce carré en marquant les plis et en rabattant les angles.
- Maintenez le tout avec du ruban adhésif.
- Cousez les bords avec ceux de la moustiquaire.

4. UTILISATION

Sur le terrain, commencez par assembler l'armature de la cage. Puis enfiler-la dans le manchon en moustiquaire. La fermeture de l'ouverture du haut peut s'effectuer à l'aide d'une simple pince.

Le fond en polyéthylène a pour fonction principale de ne pas laisser échapper les éventuels oeufs pondus par les insectes capturés.

5. AMELIORATION DU SYSTEME

51. LA TRAPPE

Une trappe peut être aménagée pour permettre l'introduction d'insectes sans avoir à utiliser l'ouverture du haut de la cage.

Cette trappe sera située en bas de la cage sur l'un des côtés, car les phasmes ayant, la nuit, un géotropisme ascendant positif (c'est à dire qu'ils cherchent à progresser vers le haut) nous n'auront pas le problème de voir des individus, déjà à l'intérieur de la cage, tenter de s'échapper lorsque l'on ouvrira cette trappe.

Pour réaliser une telle trappe, commencez par découper dans la moustiquaire, à 5 cm du fond, une ouverture d'environ 10 cm sur 10 cm, puis cousez le bord du haut d'un morceau de moustiquaire de 15 cm sur 15 cm à 2 cm au dessus de l'ouverture. Cette couture jouera le rôle de charnière (figure n° 6).

Pour la fermeture, je préconise l'utilisation d'une bandes Velcro, ou mieux, des réglottes magnétiques collées à la fois sur la moustiquaire de la cage et sur celle de la trappe.

52. LE REPERAGE DE NUIT

Dans la plupart des chasses nocturnes, la cage n'est pas constamment transportée, mais elle est posée et régulièrement déplacée.

Afin de la retrouver plus facilement dans le noir, j'ai utilisé des morceaux de ruban adhésif rétro-réfléchissant que j'ai collé sur les montants de la structure de la cage.

Ainsi, lorsque l'on balaye le sol avec une lampe, la cage semble s'illuminer dès qu'elle se trouve dans faisceau lumineux, ce qui la rend immédiatement repérable.

53. LA FERMETURE DU HAUT

La cage se ferme en repliant les bords et en les maintenant avec une pince. Mais, on peut facilement remplacer ce système en cousant une fermeture éclair sur trois des cotés. Le quatrième coté servira de charnière.

6. CONCLUSION

Cette cage nous à donné satisfaction lors des chasses nocturnes où elle à rempli son rôle. Elle devient encore plus facile d'emploi avec les diverses améliorations que l'on peut y apporter.

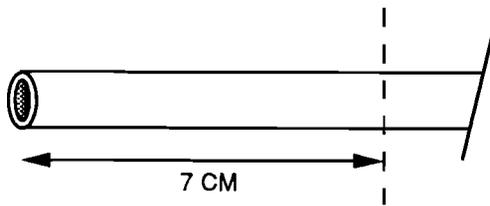


FIG 1

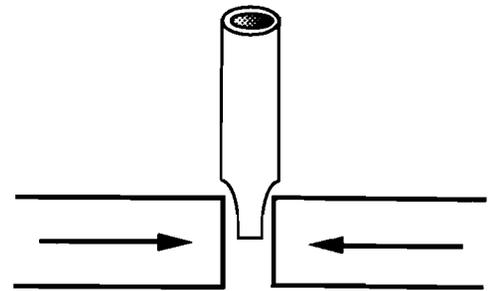


FIG 2

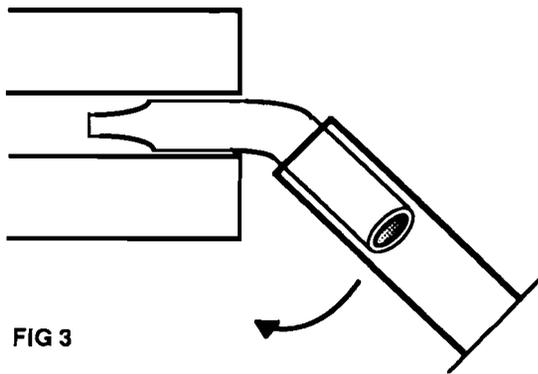


FIG 3

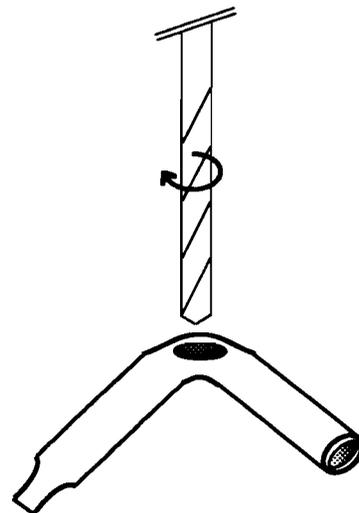


FIG 4

FIG 5

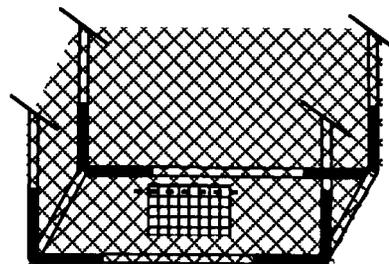
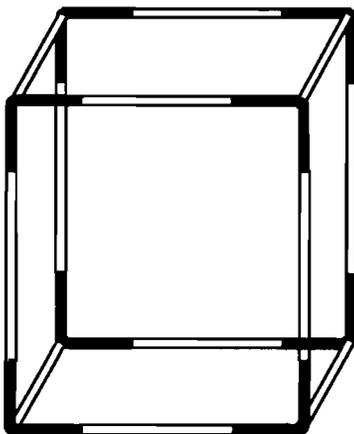


FIG 6

Questions - Réponses

Question : Ayant acquis début janvier 1995 une vingtaine de jeunes (au premier stade) ainsi que quelques oeufs de *Phyllium bioculatum*, je n'en possède plus actuellement que neuf : trois femelles au sixième stade, un mâle et trois femelles au cinquième, un mâle au quatrième et un au troisième. Certains de ces insectes ont donc déjà plus de trois cents jours de vie et la durée qui sépare chaque mue ne cesse d'augmenter: deux des femelles au sixième stade ont mué début juillet et en cette fin du mois d'octobre j'attends encore qu'elles subissent leur sixième mue ! Ces délais sont-ils bien normaux, surtout que mes spécimens ne me paraissent pas trop grand (cinq centimètres pour les trois femelles les plus vieilles) ? Elles semblent pourtant bien dodues et mangent normalement. Je change leurs ronces chaque semaine, je les élève à environ vingt degrés (bien plus l'été dernier), je maintiens toujours humide le sable qui tapisse le fond de leur bac et j'arrose chaque jour leur feuillage. J'aimerais que l'on m'indique quelles peuvent être les causes de la lenteur de leur développement et de quelle façon y remédier (s'il y en a une).

Nicolas Cliquennois.

Réponse a la question de Guillaume Duchesne (MDP n° 30, p 29) : Les stratégies de défense des phasmes sont classées en deux catégories : la défense primaire et la défense secondaire. La défense primaire est un comportement passif qui fait appel au mimétisme (l'homochromie et/ou l'homotypie), ou encore aux couleurs d'avertissement vives. La défense secondaire regroupe, quant à elle, plusieurs comportements actifs :

- la fuite
- l'émission de sons
- le combat
- la morsure
- la catalepsie (mort apparente)
- l'autotomie
- ou encore l'émission de substances plus ou moins toxiques.

Plusieurs espèces ont la capacité de produire de telles substances. Chez certaines (*Sipyloidea sipyilus*, *Extatosoma tiaratum*, *Isagoras* sp., *Graeffea crouani*) la substance en question est simplement émise et suinte sur le corps du phasme. Le prédateur n'en subira les effets que si le produit entre en contact avec son corps lorsqu'il saisira le phasme. Mais l'odeur de cette substance, souvent forte, le dissuade parfois de capturer le phasme pris comme proie.

D'autres espèces (*Anisomorpha buprestoides*, *Megacrania alpheus*, *Megacrania wegneri*) ont perfectionné cette stratégie défensive en acquérant la faculté de projeter sous forme de spray, leur substance toxique. Ainsi le prédateur, même distant de plusieurs dizaines de centimètres, pourra être exposé à ce risque s'il n'abandonne pas sa proie avant même de l'avoir saisi.

Dans la très grande majorité des cas, les glandes défensives sécrétant la substance sont situées dans le prothorax. Chez *Anisomorpha buprestoides*, ces glandes mesurent 10 mm, alors que chez *Agamemnon iphimeidea* elles sont atrophiées (2 mm) et ne sont pas fonctionnelles.

Très peu de travaux ont été menés pour identifier ces différentes substances. Seules trois d'entre elles ont été recensées :

- l'anisomorpal produit par *Anisomorpha buprestoides*
- l'actinidine produit par *Megacrania alpheus*
- l'iridodial produit par *Graeffea crouani*

D'autres études en laboratoire, peu nombreuses elles aussi, ont porté sur l'efficacité des substances vis à vis de prédateurs (souris, rat, oiseaux, grenouilles, mantes). Concernant *Oreophoetes peruana*, aucune étude anatomique ou chimique n'a été effectuée à ce jour. Tout ce que l'on sait concerne ce que chacun a pu observer en élevage, à savoir, que cette espèce, lorsqu'elle est dérangée ou manipulée sans précaution, émet un liquide blanc odorant. Les glandes défensives sont, là aussi, situées dans le prothorax. Contrairement à l'anisomorphal ou à l'actinidine, qui peuvent entraîner une cécité temporaire chez l'homme, nous ne connaissons pas les effets physiologiques que peut produire un contact avec la substance émise par *Oreophoetes peruana*.

Pour en savoir plus sur ce sujet, on pourra consulter les articles suivants (les articles terminés par un astérisque sont disponibles au service bibliographique du G.E.P.) :

- Carlberg, U.** (1981) An analysis of the secondary defence reactions in stick insects (Phasmida). *Biol. Zentralbl.* 100 : 295-303.*
- Carlberg, U.** (1981) Defensive behaviour in females of the stick insect *Sipyloidea sipyilus* (Westwood) (Phasmida). *Zool. Anz.* 207 : 177-180.*
- Carlberg, U.** (1985) Chemical defence in *Anisomorpha buprestoides* (Houttuyn in Stoll) (Insecta : Phasmida). *Zool. Anz.* 215 : 177-188.*
- Carlberg, U.** (1985) Chemical defence in *Extatosoma tiaratum* (Macleay) (Insecta: Phasmida). *Zool. Anz.* 214 : 185-192.*
- Carlberg, U.** (1985) Secondary defence in *Carausius morosus* (DE SINETY) (Insecta : Phasmida). *Zool. Anz.* 215 : 373-384.*
- Carlberg, U.** (1986) Chemical defence in *Sipyloidea sipyilus* (Westwood) (Insecta: Phasmida). *Zool. Anz.* 217 : 31-38.*
- Carlberg, U.** (1987) Chemical defence in Phasmida vs. Mantodea (Insecta). *Zool. Anz.* 218 : 369-373.*
- Carlberg, U.** (1989) Aspects of defensive behaviour of *Eurycantha calcarata* Lucas females and the evolution of scorpion mimicry in the Phasmida (Insecta). *Biol. Zentralbl.* 108 : 257-262.*
- Carlberg, U.** (1989) Defensive stridulation in *Heteropteryx dilatata* Parkinson (Insecta : Phasmida). *Zool. Anz.* 223(3/4) : 165-173.*
- Chow, Y.S. & Lin, Y.M.** (1986) Actinidine, a defensive secretion of stick insect *Megacrania alpheus* Westwood (Orthoptera ; Phasmatidae). *J. Entomol. Sci.* 21 : 97-101.
- Eisner, T.** (1965) Defensive spray of a phasmid insect. *Science* 148 : 966-968*.
- Happ, G., Strandberg, J.D. & Happ, C.M.** (1966) The terpene-producing glands of a phasmid insect. Cell morphology and Histochemistry. *J. Morphol.* 219 : 143-160.
- Ho, H. & Chow, Y.S.** (1993) Chemical identification of defensive secretion of stick insect, *Megacrania tsudai* Shiraki. *J. Chem. Ecol.* 19(1) : 39-46.
- Meinwald, J., Chadha, M.S., Hurst, J.J. & Eisner, T.** (1962) Defence mechanisms of arthropods - IX. Anisomorphal, the secretion of a phasmid insect. *Tetrahedron Letters*, 1 : 29-33.*
- Rabozzi, M.L. & Dazzini, M.V.** (1972) Recherche sulle glandole del protorace di *Sipyloidea sipyilus* Westw. *Boll. Soc. Ent. Ital.* 104 : 50-57.
- Smith, R.M., Brophy, J.J., Cavill, G.W.K. & Davies, N.W.** (1979) Iridodials and nepetolactone in the defensive secretion of the coconuts stick insect, *Graeffea crouani*. *J. Chem. Ecol.* 5 : 727-735.
- Strong, L.** (1975) Defence glands in the giant spiny phasmid *Extatosoma tiaratum*. *J. Ent. (A)* 50 : 65-72.
- Wegner, A.M.R.** (1955) Biological notes on *Megacrania wegneri* Willemse and *M. alpheus* Westwood (Orthoptera, Phasmatidae). *Treubia* 23 : 47-52.

Frédéric Langlois

Dernières publications

La liste suivante concerne les articles traitant en partie ou en totalité des phasmes. Ces articles se réfèrent aux phasmes dans leurs mots clés, ou dans leur titre ou résumé.

Si un astérisque (*) se trouve à la fin d'une référence, il indique que le résumé (en anglais) de l'article est disponible auprès de Frédéric LANGLOIS contre une enveloppe timbrée (ne pas oublier d'indiquer le nom exact de l'article concerné, merci).

- Buschges, A.** (1995) Role of local nonspiking interneurons in the generation of rhythmic motor activity in the stick insect. *Journal of Neurobiology*. 27(4):488-512.*
- Buschges, A., Schmitz, J., Bassler, U.** (1995) Rhythmic patterns in the thoracic nerve cord of the stick insect induced by pilocarpine. *Journal of Experimental Biology*. 198(2):435-456.*
- Buschges, A., Wolf, H.** (1995) Nonspiking local interneurons in insect leg motor control .1. common layout and species-specific response properties of femur-tibia joint control pathways in stick insect and locust. *Journal of Neurophysiology*. 73(5):1843-1860.*
- Chen, Cl., Durrant, Hj., Newton, Rp., Ratcliffe, Na.** (1995) A study of novel lectins and their involvement in the activation of the prophenoloxidase system in blaberus discoidalis. *Biochemical Journal*. 15;310(Partie 1):23-31.*
- Cruse, H; Bartling, C** (1995) Movement of joint angles in the legs of a walking insect, *Carausius morosus*. *Journal of Insect Physiology*. 41(9):761-771.*
- Cruse, H., Bartling, C., Cymbalyuk, G., Dean, J., Dreifert, M.** (1995) A modular artificial neural net for controlling a six-legged walking system. *Biological Cybernetics*. 72(5):421-430.*
- Giorgi, F., Cecchettini, A., Locci, Mt., Masetti, M., Bradley, Jt.** (1995) A fat body-derived protein is selectively sulfated during transit to ovarian follicles in the stick insect *Carausius morosus*. *Developmental Biology*. 167(1):379-387.*
- Hautala, El., Holopainen, Jk.** (1995) Gramine and free amino acids as indicators of fluoride-induced stress in barley and its consequences to insect herbivory. *Ecotoxicology & Environmental Safety*. 31(3):238-245.*
- Jarman, Ap., Sun, Y., Jan, Ly., Jan, Yn.** (1995) Role of the proneural gene, atonal, in formation of drosophila chordotonal organs and photoreceptors. *Development*. 121(7):2019-2030.*
- Mantovani, B., Tinti, F., Scali, V.** (1995) Genetic structure and similarity relationships of the unisexual cyprian *Bacillus* (Insecta Phasmatodea). *Biologisches Zentralblatt*. 114: 3: 299-306.*
- Rapp, G.** (1995) Eggs of the stick insect *Graeffea crouanii* Le Guillou (Orthoptera, Phasmidae). Mortality after exposure to natural enemies and high temperature. *J Appl Entomol*. 119(2):89-91.*
- Sauer, Ae., Driesang, Rb., Buschges, A., Bassler, U.** (1995) Information processing in the femur-tibia control loop of stick insects .1. The response characteristics of two nonspiking interneurons result front parallel excitatory and inhibitory inputs. *Journal of Comparative Physiology A - Sensory Neural & Behavioral Physiology*. 177(2):145-158.*
- Scali, V., Tinti, F., Mantovani, B., Marescalchi, O.** (1995) Mate recognition and gamete cytology features allow hybrid species production and evolution in *Bacillus* stick insects. *Boll Zool*. 62(1):59-70.*
- Schmutterer, H.** (1995) Phasmida: walkingsticks. *Neem Tree* (1995) 249.*

- Scofield, Am., Witham, P., Nash, Rj., Kite, Gc., Fellows, Le.** (1995) Castanospermine and other polyhydroxy alkaloids as inhibitors of insect glycosidases. *Comparative Biochemistry & Physiology A - Comparative Physiology*. 112(1):187-196.*
- Tinti, F., Mantovani, B., Scali, V.** (1995) Reproductive features of homospecific hybridogenetically - derived stick insects suggest how unisexuals can evolve. *Journal of Evolutionary Biology*. 8(1): 81-92.*
- Tinti, F., Scali, V.** (1995) Allozymic and cytological evidence for hemiclinal, all-paternal, and mosaic offspring of the hybridogenetic stick insect *Bacillus rossius-grandii grandii*. *Journal of Experimental Zoology*. 1;273(2):149-159.*
- Wolf, H., Buschges, A.** (1995) Nonspiking local interneurons in insect leg motor control .2. role of nonspiking local interneurons in the control of leg swing during walking. *Journal of Neurophysiology*. 73(5):1861-1875.*

Les petites annonces

- Bragg P.** RECHERCHE : informations sur la présence de phasmes aux Iles Canaries. 51, Longfield Lane, ILKESTON, DERBYSHIRE, DE7 4DX, ANGLETERRE.
- Dorel E.** RECHERCHE : *Raphiderus scabrosus* (P.S.G. n° 82), *Phyllium bioculatum* (P.S.G. n° 10), *Phyllium giganteum* (P.S.G. n° 72) et *Oreophoetes peruana* (P.S.G. n° 84).
ECHANGE : Oeufs ou jeunes d'*Extatosoma tiaratum* (P.S.G. n° 9), oeufs de *Baculum thalii* (P.S.G. n° 22) ou de *Lamponius guerini* (P.S.G. n° 101).
14, rue Frédéric Sacher, Bât. 4 esc. C, 35000 RENNES.
Tél. 99-54-44-93 après 18H30.
- Langlois F.** RECHERCHE : pour collection et étude, oeufs éclos ou stériles (avec l'operculum) même non identifiés. Les frais d'envoi seront remboursés.
Je possède déjà les espèces : *Bacillus rossius* (P.S.G. n° 3), *Sipyloidea sipyulus* (P.S.G. n° 4), *Extatosoma tiaratum* (P.S.G. n° 9), *Acrophylla wuelfingi* (P.S.G. n° 13), *Heteropteryx dilatata* (P.S.G. n° 18), *Baculum thalii* (P.S.G. n° 22), *Pharnacia serratipes* (P.S.G. n° 25), *Creoxylus spinosus* (P.S.G. n° 31), *Diapheromera femorata* (P.S.G. n° 35), *Clonopsis gallica* (P.S.G. n° 45), *Oreophoetes peruana* (P.S.G. n° 84), *Lamponius guerini* (P.S.G. n° 101), *Areton asperrimus* (P.S.G. n° 118) et *Ramulus* sp. (P.S.G. n° 141).
RECHERCHE : un ou deux mâles de *Areton asperrimus* (P.S.G. n° 118) adultes ou subadultes.
Les frais d'envoi seront remboursés.
8, route de Saint Loup-Cammas, 31140 PECHBONNIEU.
- Lelong P.** RECHERCHE : données sur les phasmes de **Guadeloupe**, descriptions d'espèces, lieux et dates de capture, spécimens morts, oeufs, etc. ...
Le Ferradou n° 3, 31570 SAINTE FOY D'AIGREFEUILLE.
Tél. : 62-18-94-29.

Lesage F.

ECHANGE : jeunes et adultes de *Oreophoetes peruana* (P.S.G. n° 84), *Paraphasma rufipes* (P.S.G. n° 85), *Baculum insignis* (P.S.G. n° 94) et *Lamponius guerini* (P.S.G. n° 101), contre toutes espèces ne figurant pas dans la liste suivante : *Carausius morosus* (P.S.G. n° 1), *Bacillus rossius* (P.S.G. n° 3), *Sipyloidea sipylus* (P.S.G. n° 4), *Baculum extradentatum* (P.S.G. n° 5), *Extatosoma tiaratum* (P.S.G. n° 9), *Acrophylla wuelfingi* (P.S.G. n° 13), *Heteropteryx dilatata* (P.S.G. n° 18), *Baculum thalii* (P.S.G. n° 22), *Eurycantha calcarata* (P.S.G. n° 23), *Pharnacia serratipes* (P.S.G. n° 25), *Lonchodes haematopus* (P.S.G. n° 36), *Aplopus* sp. (P.S.G. n° 48), *Phenacephorus cornucervi* (P.S.G. n° 73), *Rhaphiderus scabrosus* (P.S.G. n° 82), *Oreophoetes peruana* (P.S.G. n° 84), *Paraphasma rufipes* (P.S.G. n° 85), *Dyme rarospinosa* (P.S.G. n° 86), Non identifié (P.S.G. n° 89), *Baculum insignis* (P.S.G. n° 94), *Epidares nolimetangere* (P.S.G. n° 99), *Lamponius guerini* (P.S.G. n° 101), *Phaenopharos* sp. (P.S.G. n° 104), *Eurycantha coriacea* (P.S.G. n° 111), *Haaniella muelleri* (P.S.G. n° 112), Non identifié (P.S.G. n° 115), *Areton asperrimus* (P.S.G. n° 118) et *Ramulus* sp. (P.S.G. n° 141).

3, rue de la Ménégatte, 59181 STEENWERCK.
Tél. 28-49-93-02.

Moulin N.

RECHERCHE : *Heteropteryx dilatata* (P.S.G. n° 18), *Phyllium giganteum* (P.S.G. n° 72), *Eurycantha* sp. (P.S.G. n° 44) et jeune mâle adulte d'*Eurycantha calcarata* (P.S.G. n° 23).

ECHANGE : Oeufs d'*Eurycantha calcarata* (P.S.G. n° 23), oeufs d'*Extatosoma tiaratum* (P.S.G. n° 9), une dizaine d'oeufs d'*Haaniella muelleri* (P.S.G. n° 112) et des jeunes *Lamponius guerini* (P.S.G. n° 101).
3, rue Kennedy, 78180 MONTIGNY LE BTX.

Nous tenons a rappeler que les annonces ne concernent que les échanges de phasmes, la vente des espèces est interdite au sein du groupe.

ERRATUM

Une erreur s'est malencontreusement glissée dans le dernier numéro, le bon code postal est le suivant :

ATTENTION CHANGEMENT D'ADRESSE

Philippe LELONG
LE FERRADOU n° 3
31570 SAINTE FOY D'AIGREFEUILLE
FRANCE

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 1995 doivent être envoyées avant le 29 février 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. (42.83.47.30)

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