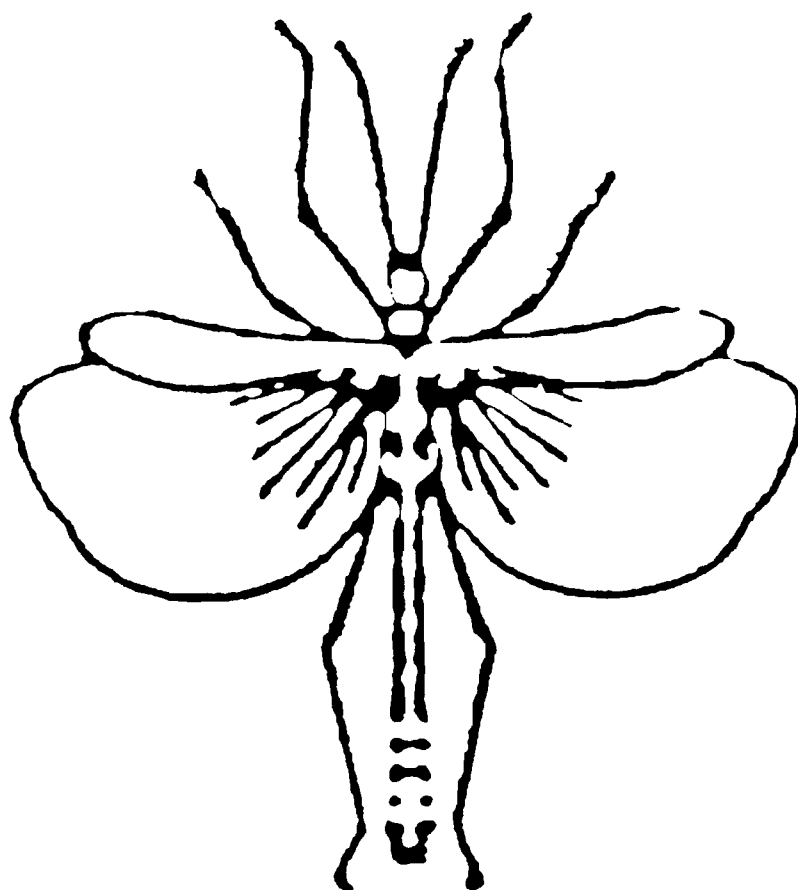


LE MONDE



DES PHASMES



SOMMAIRE

Avant - propos	P.E. Roubaud	page : 2
Etude <i>in situ</i> de la mobilité du phasme : <i>Clonopsis gallica</i> (Charpentier, 1825) "Première partie"	G. Garnier, F. Langlois et P. Lelong	page : 3
Une approche personnelle de la simplification des conditions d'élevage des phasmes.....	D. Rastel.....	page : 10
Observations sur la régénération de différents membres.....	E. Delfosse	page : 14
Observation sur les pattes régénérées chez <i>Eurycantha calcarata</i> Lucas, 1869	O. Coiffier	page : 16
La croissance des ailes chez le mâle de <i>Phyllium bioculatum</i> Gray, 1832.....	V. Spreter.....	page : 17
Les oeufs "perçants les feuilles" d' <i>Asceles</i> Redtenbacher, 1908.....	J. Sellick	page : 19
Description de trois individus intersexués (ou gynandromorphe) chez <i>Oreophoetes peruana</i> (Saussure, 1868)	J.M. Aubin.....	page : 21
Etude <i>in situ</i> de la mobilité du phasme : <i>Clonopsis gallica</i> (Charpentier, 1825) "Deuxième partie"	G. Garnier, F. Langlois et P. Lelong	page : 23
<i>Achrioptera</i> sp., P.S.G. n° 149	F. Hennemann.....	page : 29
Elevage de <i>Phyllium bioculatum</i> Gray, 1832 ...	E. Delfosse	page : 35
Sommaires des articles parus en 1994		page : 41
Index des espèces des numéros de 1994.....		page : 42
Index des sujets des numéros de 1994.....		page : 43
Modification de la présentation de la revue		page : 44
Dernières publications	P. Lelong	page : 46
Les petites annonces.....		page : 47
Avis aux lecteurs		page : 48

AVANT - PROPOS

P.E. Roubaud

Il était à portée de notre main cet univers insoupçonné.

En 1993 nous étions quelques-uns à découvrir des espèces de phasmes qui y vivent.

Aujourd'hui l'identification de ces phasmes se poursuit et la canopée laisse apparaître, petit à petit, son trésor. Capital inestimable que Nicolas HULOT évoquait dans le "*VSD Nature*" de septembre :

« L'expérience des forêts primaires et tropicales laisse un souvenir d'humidité permanente. On cesse de s'en protéger pour s'abandonner au ruissellement et presque s'y habituer.

Vivre dans cet enchevêtrement végétal est une étrange immersion, la découverte d'une contrée lointaine, une communion avec le monde des fleurs et des arbres. C'est découvrir à chaque pas, s'extasier à chaque regard, apprendre à chaque instant, ouvrir un livre géant qui dévoile nos propres archives.

Séjourner dans l'ombre de la forêt de pluie, c'est aussi toucher du doigt l'image d'une symbiose parfaite, démonstration probante à l'adresse de notre ignorance, symbole pour nous réveiller de nos certitudes. Mais c'est surtout la découverte d'un trésor nommé "canopée".

La canopée est une planète en soi. Cet étage supérieur de la forêt où la vie se réfugie au prix de mille astuces pour profiter de la lumière. La cime des arbres pullule d'insectes, de fleurs, de plantes, de reptiles, d'oiseaux et autres animaux dont la plupart sont inconnus de la science. Un réservoir fantastique qui dissimule en son sein des clés pour enrayer certaines maladies qui affectent l'homme. Non contente d'être une gigantesque pourvoyeuse d'oxygène, aux lèvres de laquelle est suspendu notre destin, la forêt tropicale est une pharmacopée inépuisable, un jardin de la providence.

Cette connaissance établie fait prendre plus conscience encore du sacrilège de la déforestation, de tout ce qui disparaît sous la coupe aveugle. Ces bijoux envolés dans la fumée des incendies sont une partie de notre futur qui nous échapperait un peu plus encore, espoirs anéantis avant même de naître.

D'une insolence fatale, l'homme opère une alchimie inversée. De l'or il fait le plomb ! »

Souhaitons que cette 7ème année du G.E.P. que nous entamons soit celle de la prise de conscience de cet extraordinaire travail d'observations et de découvertes que nous devons effectuer avant qu'il ne soit trop tard.

Que chacun d'entre nous puisse se sentir concerné et se motive pour travailler, avec ses possibilités, au sein d'une grande équipe qui est celle des membres du
Groupe d'Etude des Phasmes.

•

**ETUDE *IN SITU* DE LA MOBILITE
DU PHASME *CLONOPSIS GALLICA*
(CHARPENTIER, 1825)
"PREMIERE PARTIE"**

G. Garnier, F. Langlois et P. Lelong

INTRODUCTION

Une certaine incertitude règne lorsque l'on évoque les facultés de déplacement chez les phasmes. Des personnes pensent qu'ils peuvent parcourir des distances assez grandes, alors que d'autres admettent que ce sont des insectes pratiquement immobiles. On constate en élevage que les espèces françaises sont peu mobiles, mais nous ignorons totalement leur comportement en liberté.

Afin de mettre fin aux rumeurs, nous avons décidé de vérifier expérimentalement, "in situ", ces déplacements. Nous avons donc mené une étude sur *Clonopsis gallica* sauvage dans son habitat naturel.

Cette étude se déroule sur deux années successives, la première a été consacrée à l'étude de la mobilité horizontale et la seconde à l'étude de la mobilité verticale. Cet article est composé de deux parties traitant respectivement la mobilité dans ces deux axes.

PLAN DES DEUX PARTIES

A - Première partie : Etude de la mobilité horizontale

I) Matériel et méthode

- 1 Matériel
- 2 Choix et description du site
- 3 Mise en place des repères de mesure
- 4 Marquage des phasmes
- 5 Mesure du déplacement horizontal

II) Résultats et interprétations

- 1 Nombre d'individus retrouvés
- 2 Le déplacement horizontal

B - Deuxième partie : Etude de la mobilité verticale

I) Matériel et méthode

- 1 Matériel
- 2 Heures importantes
- 3 Méthode de mesure du déplacement vertical

II) Résultats et interprétations

- 1 Nombre d'individus observés
- 2 Le déplacement vertical

C - Conclusion

A - PREMIERE PARTIE : ETUDE DE LA MOBILITE HORIZONTALE

I) MATERIEL ET METHODE

1 Matériel

Pour cette étude nous avons utilisé :

- * dix piquets en bois numérotés de 0 à 10
- * une bombe de peinture
- * un décamètre
- * une cage grillagée
- * des pastilles apicoles d'environ 2 mm de diamètre de couleur verte et numérotées de 1 à 99
- * un tube de colle apicole
- * une pince coudée
- * une lampe frontale par personne

2 Choix et description du site

La fin du mois de mai 1993 nous a occupé à rechercher un site correct pour réaliser cette étude. Il s'agissait de trouver une haie relativement longue, bien exposée, d'un accès facile et, surtout, bien peuplée en *Clonopsis gallica*. Les recherches sont effectuées au sud-est de Toulouse. Après quelques repérages de nuit, notre choix s'est porté sur une grande haie composée à peu près de un tiers de ronces (*Rubus sp.*) et de deux tiers de prunelliers (*Prunus spinosa*) orientée E-N-E (est-nord-est) et O-S-O (ouest-sud-ouest) ou 60°-240° par rapport au nord (figures n° 1 et 2).

Cette haie est située sur la commune d'Escalquens (longitude 1°32'30" E et latitude 43°31'25" N). Elle mesure près de 300 m de longueur pour une largeur comprise entre 1 et 2 mètres. Elle est constituée principalement de ronces sur les 100 premiers mètres du côté est-nord-est et uniquement de prunelliers sur les 180 derniers mètres du côté ouest-sud-ouest, la zone intermédiaire est composée d'un mélange des deux plantes. Cette haie est bordée du côté nord par un chemin en partie bitumé longé par un fossé sec peu profond et de l'autre côté par un champ en friche fraîchement coupé juste avant les mesures (ces conditions furent identiques lors des deux années d'observations). La hauteur de la haie varie beaucoup entre 4 mètres et 1 mètre avec une hauteur moyenne de 2,3 mètres (voir figure n° 1). Les derniers 180 mètres du côté ouest-sud-ouest contiennent très peu de phasmes et ne sont donc pas pris en compte dans cette étude, notamment pour le calcul de la hauteur moyenne de la haie.

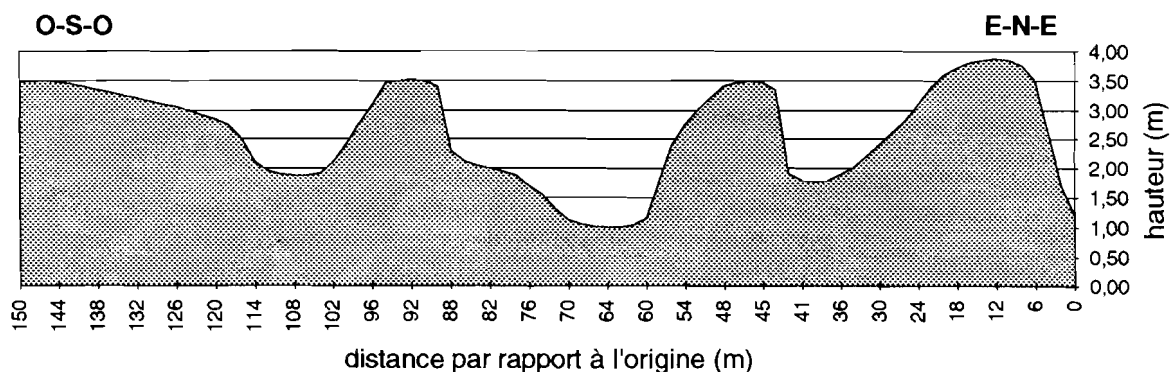


Figure n° 1 : Profil schématique des 150 premiers mètres de la haie étudiée

3 Mise en place des repères de mesure

Deux semaines avant le début de l'étude, la haie a été balisée par des repères numérotés afin de faciliter les mesures des distances lors de l'étude de nuit. Cette opération consiste à planter du côté champ des piquets numérotés tous les 20 mètres, les distances étant mesurées à l'aide d'un décamètre. Les piquets une fois plantés dans le sol sont peints à leur sommet avec un peu de peinture, afin de mieux les repérer de nuit. Du côté chemin les mêmes mesures sont réalisées mais les piquets sont remplacés par des marques peintes sur le chemin (voir figure n° 2).

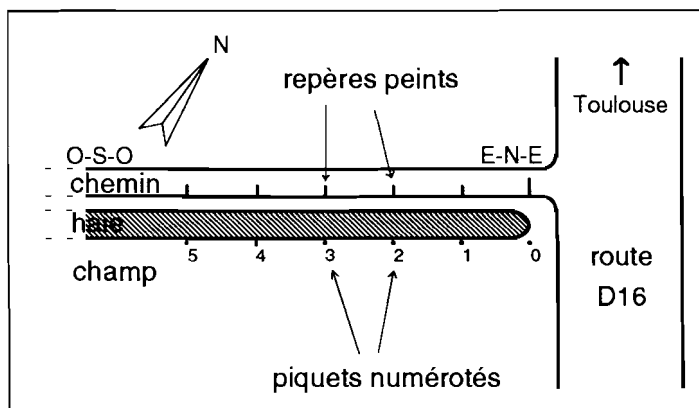


Figure n° 2 : Vue schématique de la haie indiquant son orientation et la position des piquets ainsi que des repères peints.

4 Marquage des phasmes

Le soir du 02 juillet 1993 fut consacré au marquage des phasmes. Il s'agissait de capturer de nuit une centaine d'insectes, de les installer dans une grande cage grillagée, puis de leur coller une pastille numérotée sur le mésothorax.

Le collage de la pastille est délicat (car il ne faut pas blesser les phasmes), l'opération consiste à placer le phasme sur la face ventrale, puis de lui placer une petite goutte de colle sur le mésothorax, puis, à l'aide d'une pince courbe, de mettre la pastille numérotée sur la goutte et, enfin, d'appuyer délicatement pour parfaire l'adhésion (figure n° 3). Les individus marqués sont replacés dans la cage le temps nécessaire pour laisser sécher la colle (environ 15 à 30 minutes).

La colle utilisée ici ainsi que les pastilles sont normalement utilisées en apiculture pour le repérage des reines. Il va de soi que cette colle n'est pas toxique. Les pastilles ont été choisies de couleur verte afin de minimiser les risques de repérage des phasmes (surtout vis à vis des prédateurs : une pastille fluorescente ou de couleur très vive n'aurait certainement pas été favorable à leur survie).

Le lâché des insectes marqués a été effectué soit par petits groupes de 5 ou 6 individus à des emplacements déterminés (correspondants aux repères), soit individuellement de façon aléatoire. Au moment de remettre les phasmes dans leur milieu naturel, le numéro ainsi que la position ont été notés soigneusement. Au total 90 phasmes ont été marqués, puis relâchés.

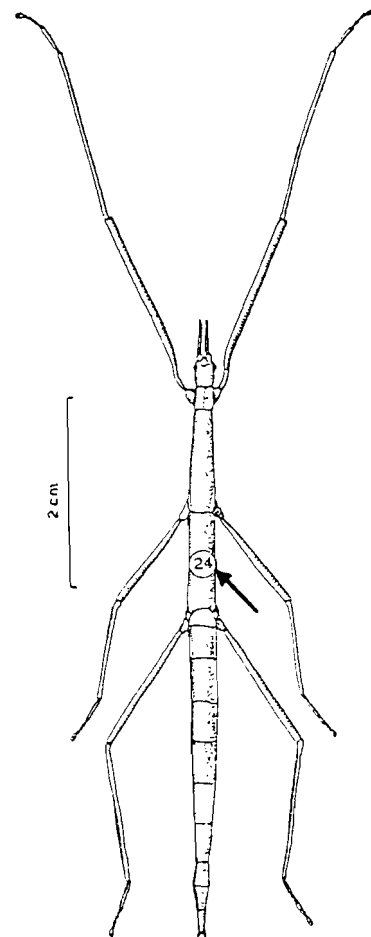


Figure n° 3 : Position de la pastille numérotée.

5 Mesure du déplacement horizontal

Il s'agit dans un premier temps de retrouver les individus marqués, de nuit, à la lueur d'une lampe frontale. Puis, dès qu'un insecte marqué est retrouvé, sa nouvelle position est relevée et l'insecte est laissé à sa place. Trois séries de mesures ont été réalisées :

- le 03/07/93 soit 1 jour après le marquage
- le 09/07/93 soit 7 jours après (une semaine)
- le 30/07/93 soit 29 jours après (1 mois).

II) RESULTATS ET INTERPRETATIONS

1 Nombre d'individus retrouvés

Le pourcentage d'individus retrouvés au cours de cette expérience nous renseigne doublement (figure n° 4 et tableau n° 1) :

Tableau n° 1 : Nombre de phasmes retrouvés au cours du temps.

Date	Durée	Nombre d'individus marqués	% / 90	% / 54
02/07/93	0 - marquage	90	100,0	-
03/07/93	1 jour	54	60,0	100,0
09/07/93	1 semaine	23	25,6	42,6
30/07/93	1 mois	1	1,1	1,8

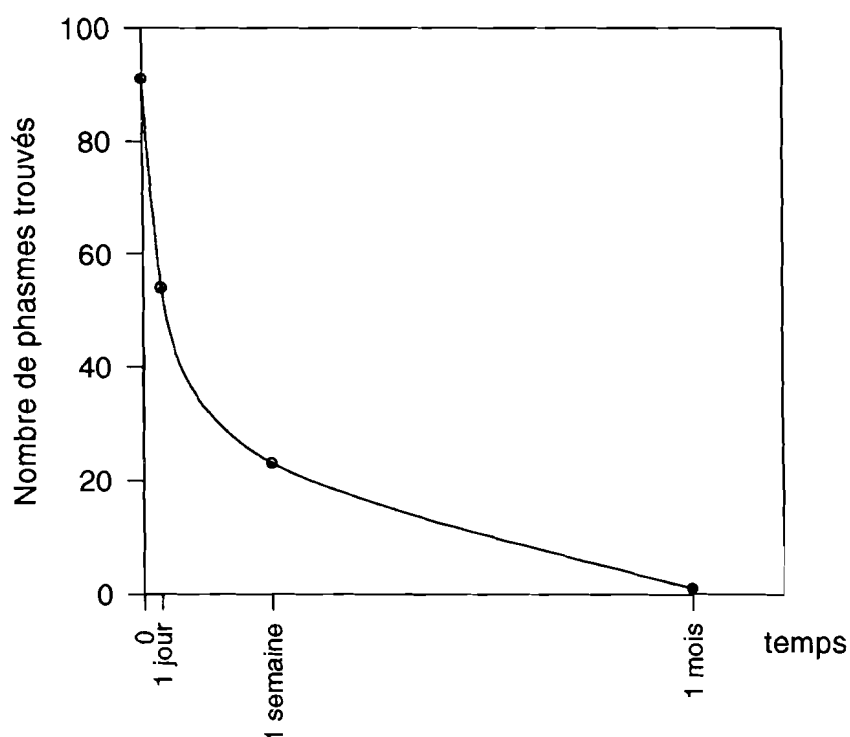


Figure n° 4 : Variation du nombre d'individus au cours du temps.

a) La première constatation porte sur le nombre d'individus marqués retrouvés un jour après le marquage. Il n'a été retrouvé que 60 % des phasmes marqués (tableau n° 1). On peut admettre que le nombre d'individus n'a pas réellement changé en un jour. Car, la colle est non toxique, la manipulation des phasmes n'est pas dommageable à leur vitalité et en dernier lieu le nombre d'individus victimes de la prédation doit être très réduit (en un seul jour). Les pastilles sont solidement fixées et ne se sont certainement pas décollées.

On peut donc penser que, dans ces conditions expérimentales, on ne "voit" à peu près que la moitié des individus réellement présents. Ceci est confirmé par la présence à J+1 d'un nombre très important d'individus non marqués (à peu près une centaine). Ceci peut s'expliquer par différentes observations faites antérieurement. Il y a toujours des individus qui ne sortent pas à la périphérie du massif, certains restent au coeur de celui-ci. De plus à certains endroits la haie est assez haute et épaisse, il est alors difficile de voir la totalité de sa surface. Un autre fait est la difficulté de voir la nuit tous les individus potentiellement "visibles", tout le monde sait que de nuit, on ne voit pas très bien. Seuls, les chasseurs de nuit connaissent bien les difficultés à trouver les phasmes et la rapide fatigue oculaire qui en résulte.

Pour ce qui est du taux d'insectes restant au coeur du massif de ronce, nous savons (observations personnelles non publiées) que le nombre d'individus visibles varie énormément avec les conditions météorologiques. Les nuits où le temps est humide (pluie, ...) ou si le vent est fort, nous trouvons toujours très peu de phasmes. Le taux maximal est atteint lors des nuits calmes (pas de vent) suivant les journées chaudes et ensoleillées. Or, les conditions météorologiques du jour suivant le marquage étaient plus propices à l'observation des phasmes que la veille, on ne peut donc pas expliquer cette diminution par cette hypothèse. Ce qui confirme également le fait que tous les phasmes présents ne sont pas visibles. Ainsi le seul individu retrouvé après un mois n'avait jamais été vu lors des recherches intermédiaires.

b) La deuxième observation est la décroissance rapide du nombre d'individus. Une semaine après le premier jour on n'en retrouve que la moitié, là aussi les conditions météorologiques sont bonnes, il s'agit dans ce cas certainement de la diminution réelle du nombre d'individus présents dans le massif. La confirmation de ce phénomène nous est donnée par la diminution dans les mêmes proportions du nombre d'individus non marqués.

Nous savons que *Clonopsis gallica* une fois adulte meurt très rapidement dans la nature, notamment au cours du mois de juillet. Il est effectivement beaucoup plus difficile de trouver des individus au mois d'août qu'au début du mois de juillet. Ce n'est apparemment pas l'âge qui provoque la mort, car des individus maintenus en élevage à la même époque vivent très bien, la mortalité ne survenant alors que dans le courant du mois d'octobre. Les conditions météorologiques ne semblent pas non plus défavorables, bien qu'à l'extérieur la température soit plus élevée et le vieillissement certainement plus rapide. Nous avons aussi observé qu'il semblerait que plus un massif contient de phasmes et plus la mortalité est massive et rapide. Par contre si la densité est faible, on peut, dans la nature, trouver des phasmes jusqu'au mois d'octobre et même novembre, comme dans un élevage (observations personnelles non publiées et Lelong, 1991). Au delà, les conditions météorologiques sont trop rudes pour cette espèce dans la région Toulousaine. La prédation doit être très importante pour cette espèce durant les mois d'été.

Pour en revenir à ce massif, la densité des phasmes y est très importante, on a estimé que le nombre de phasmes présents dans la totalité de la haie était, à la fin du mois de juin, de l'ordre de 200 à 300 individus (sur 300 mètres de longueur), avec une densité maximale de l'ordre de 2 à 3 phasmes par mètre linéaire de haie.

2 Le déplacement horizontal

Les résultats sont représentés dans la figure n° 5. On constate en premier lieu que l'amplitude des déplacements est faible. Le déplacement le plus important n'est que de 7,6 mètres (phasme n° 3) avec un déplacement moyen d'une amplitude de 1,9 m. Les phasmes peuvent essentiellement se

mouvoir dans le sens de la longueur de la haie, mais il ne paraît pas y avoir de préférence nette dans la direction du déplacement. Il y a aussi bien des déplacements vers l'E-N-E que vers l'O-S-O, avec tout de même une légère tendance vers l'E-N-E. Ainsi le déplacement moyen est de 2,0 m vers l'E-N-E et 1,2 m vers l'O-S-O, la moyenne se situant à 0,9 m vers l'E-N-E.

Quelle que soit la position du phasme dans la haie, il n'y a pas non plus de tendance dans le sens du déplacement, ni de variation de l'amplitude de celui-ci. Certains se déplacent dans les deux directions, ils restent apparemment dans un rayon de 4 à 5 mètres, même après un mois.

Cette distance, au maximum d'une dizaine de mètres, peut être très rapidement parcourue par le phasme, ainsi certains se sont autant déplacés en un jour, que d'autres en une semaine voir même en un mois.

Dans cette étude la mobilité restreinte de l'espèce semble plus liée au hasard du chemin suivi chaque soir pour monter vers la surface de la haie et le soir pour descendre, que liée à une réelle "migration" pour se diriger vers un point précis. La mobilité est en réalité essentiellement dépendante des obstacles rencontrés. Il faut voir que les insectes ne manquent aucunement de nourriture et n'ont de ce fait apparemment aucune raison d'aller plus loin pour trouver de la nourriture. Il y a pas non plus de recherche de partenaire, l'espèce étant parthénogénétique. La seule raison qui "pourrait" pousser ces phasmes à se déplacer pourrait être la conquête de nouveaux sites, afin de limiter la surpopulation mais aussi de disséminer l'espèce. Ce dernier point étant fondamental dans la survie d'une espèce. Mais dans ce cas, le déplacement d'un nombre restreint d'individus est suffisant.

Nous n'avons malheureusement pas trouvé de phasmes ayant parcouru une distance plus importante. Parfois on trouve des phasmes à plus d'une centaine de mètres de la haie la plus proche, il y a donc certainement des individus qui parcourent de grandes distances, mais nous ne connaissons malheureusement pas encore les mécanismes de ce comportement.

●

FIN DE LA PREMIERE PARTIE

REFERENCES

- Langlois, F., Lelong, P. (1993) Observations sur *Bacillus rossius catalauniae* Nascetti & Bullini, 1983. *Le Monde Des Phasmes* 24, p. 3-8.
- Lee, M. (1993) Etude de *Acanthoxyla inermis* à Port Gaverne et Port Isaac en Cornouaille. *Le Monde Des Phasmes* 23, p. 3-9.
- Lelong, P. (1991) Ils sont encore là ! *Le Monde Des Phasmes* 15-16, p. 9.

Suite de cet article à la page 23.

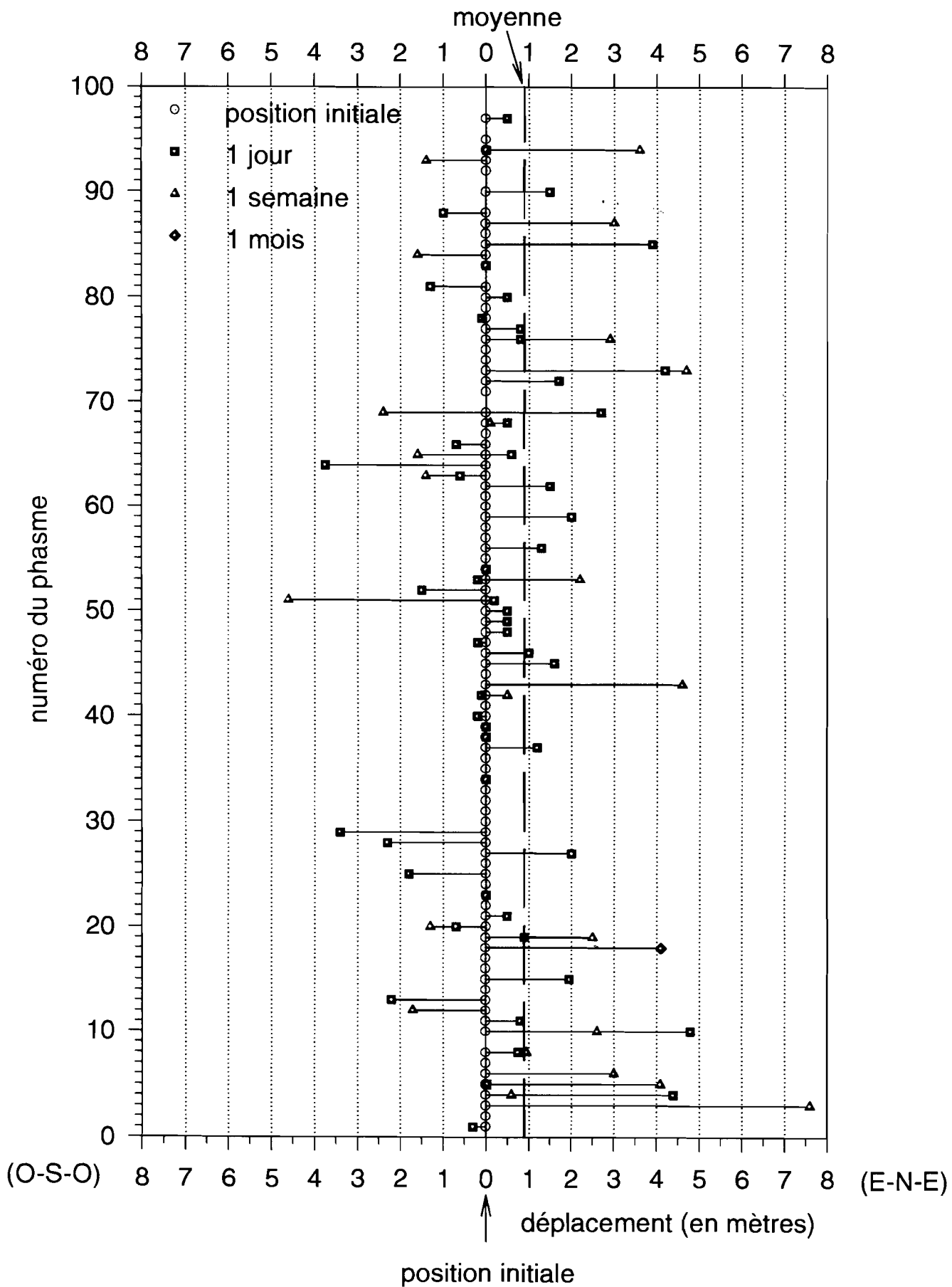


Figure n° 5 : Déplacement horizontal de *Clonopsis gallica*. Les observations sont effectuées après 1 jour, 1 semaine et 1 mois. La moyenne des déplacements est indiquée par une ligne discontinue.

UNE APPROCHE PERSONNELLE DE LA SIMPLIFICATION DES CONDITIONS D'ELEVAGE DES PHASMES.

D. Rastel

RESUME

La simplification des techniques d'élevage des espèces de phasmes peu exigeantes est un préalable indispensable à l'amateur pour un gain de temps sur les observations. La méthode décrite : *sur lit de feuilles*, en boîte plastique, permet une manipulation plus facile qu'en terrarium lors du changement de nourriture et conserve un bon contrôle des conditions de croissance et une survie au moins identique à celle observée en terrarium. Elle peut constituer une bonne alternative pour qui veut élever de nombreux individus de plusieurs espèces.

INTRODUCTION

L'intérêt que le scientifique amateur porte aux phasmes conduit, le plus souvent, à élever plusieurs espèces simultanément. Pour qui s'intéresse à l'éthologie il est nécessaire, de plus, de pouvoir observer de nombreux individus dans le but de déceler avec une plus grande sûreté tout le registre de comportement.

Le fait d'en élever un grand nombre, et pendant un certain temps, en terrarium, est malheureusement consommateur de temps. De plus, le scientifique amateur, par définition, ne profite pas de tout le temps qu'il souhaiterait pour faire ses observations.

La méthode d'élevage classique est celle effectuée en terrarium (Collignon 1989, Lelong 1991, Tranchefeu 1991) avec pour support de croissance, les branchages complets de la plante nourricière.

Jusqu'à présent, les descriptions de méthodes d'élevage simplifiées montrant à l'évidence un gain de temps par rapport à un élevage classique en terrarium n'apparaissent pas dans les pages des revues, mais cela ne signifie pas qu'elles n'existent pas.

Il est indispensable de trouver des solutions simples et rapides, à la portée de tous et de les décrire. Je présente donc dans

les lignes qui suivent, la réponse personnelle que j'ai apportée à l'élevage de certaines espèces que je qualifie de peu exigeantes : *Areton asperimus* (Redtenbacher, 1906), *Carausius morosus* (Sinéty, 1901), *Lamponius guerini* (Saussure, 1870) et *Sipylodea sipylus* (Westwood, 1859).

MATERIEL ET METHODE

Jusqu'à présent, les terrariums que j'utilise pour les élevages, quel que soit le stade de l'animal, sont en verre de 4 mm d'épaisseur, leur hauteur est de 600 mm, la largeur et la profondeur sont de 300 mm. Le toit est grillagé sauf pour l'élevage de *Areton asperimus* pour qui une forte humidité est nécessaire. Le fond est recouvert de 5 mm de sable de Loire et un pondoir contenant 50 mm de terreau humide est ajouté pour les espèces enterrant leurs oeufs. La nourriture sous forme de branchages de ronces est placée dans des fioles de 10 cm de hauteur maintenues droites dans une gangue de ciment. Régulièrement le sable est enlevé et placé, avec les oeufs, dans des boîtes d'incubation en polystyrène couvertes pour les espèces *Carausius morosus* et *Lamponius guerini*. Pour les espèces enterrant leurs oeufs, ces derniers sont laissés dans les pondoirs installés dans les terrariums.

Avec la nouvelle méthode, les jeunes sont placés, dès l'éclosion, dans des boîtes

d'élevage en plastique de 150 mm de longueur, 125 mm de largeur et 150 mm de hauteur. Ces boîtes sont translucides et fermées par un couvercle. Au cours de la croissance, les jeunes sont changés de boîte pour des enceintes plus grandes (Figure n° 1) qui conservent la même organisation intérieure et la même méthode d'élevage décrite ci-dessous.

A l'intérieur de la boîte se trouve un montage fait de huit demi-boîtes allongées en plastique (du type de celles utilisées par les photographes pour ranger les diapositives). Ces boîtes sont organisées de manière à ce que les demi-boîtes inférieures servant de support soient ouvertes vers le haut et les autres, l'ouverture dirigée vers le bas. Le montage se fait en insérant les boîtes les unes dans les autres après en avoir fendu les bords (Figure n° 1 a et b).

Après disposition du montage au fond de l'enceinte d'élevage, celui-ci servira de support pour une couche de feuilles fraîchement coupées et aussi de réservoir humide en remplissant les boîtes ouvertes vers le haut de sable qui sera humidifié selon la nécessité (Figure n° 2). Sur les petits côtés de l'enceinte, deux ouvertures latérales grillagées permettent aussi d'assurer une aération si nécessaire. Les feuilles placées sur le support sont coupées au niveau du pétiole. La technique peut donc s'appeler "élevage sur lit de feuilles".

RESULTATS ET DISCUSSION

Les oeufs de mes élevages sont dans leur grande majorité sortis de terrariums pour être placés dans des enceintes d'incubation. La raison principale ne repose pas sur des constatations de meilleure viabilité mais sur le fait qu'ils entrent dans des expérimentations et doivent donc être surveillés facilement. De plus, jusqu'à présent, si certains proposent leurs méthodes, elles n'ont pas été comparées avec des méthodes antérieures (ou cela n'est pas publié dans la revue) pour servir de référence (Roubaud 1989, Deray 1991, Chassepoux 1991, D'Hulster 1991).

Tous les jours, les éclosiers sont ouverts et les nouveau-nés sont immédiatement distribués sur les lits de feuilles. Les feuilles se conservent avec une

fraîcheur satisfaisante environ 10 jours, surtout dans les enceintes fermées, sans aération.

Le fait de conserver le pétiole permet aux feuilles de se placer les unes sur les autres sans trop "écraser" le lit de feuilles et diminue l'assèchement du végétal. Les feuilles suffisent à l'alimentation et permettent d'éviter de manipuler des tiges de ronces après lesquelles, tout éleveur de phasmes à jurer un moment ou à un autre. La quantité est adaptée avec précision à la consommation des jeunes phasmes.

L'avantage repose sur la réduction du temps passé au nourrissage et au nettoyage des terrariums. Les feuilles sont faciles à débarrasser des animaux. La dimension des aérations peut être modifiée et permet une adaptation simple mais facile de l'humidité ambiante ainsi que la quantité d'eau dans les petits bacs de sables qui peuvent être plus ou moins remplis d'eau.

La manipulation des juvéniles lors du changement de nourriture se fait en balayant légèrement les animaux avec les doigts.

Un nombre limité de phasmes, mais non faible (jusqu'à 50) peut être maintenu simultanément. Ces premiers résultats ont été obtenus avec 20 à 40 jeunes dans les boîtes de grande taille. Le nombre maximum devra être précisé dans des résultats complets.

Les phasmes se tiennent le plus souvent sous le couvercle. La matière permet un bon accrochage des animaux, notamment lors des mues. La croissance se fait, quelle que soit l'espèce, jusqu'à une taille des animaux de 5 cm environ. Puis ceux-ci sont placés dans des terrariums pour finir leur croissance. Cette taille est liée à celle des boîtes, son non respect conduirait à l'apparition de difficultés dans la croissance. Il est cependant possible d'envisager d'utiliser des boîtes plus importantes pour la conduite de l'élevage jusqu'à l'adulte.

L'espace de surveillance est réduit par rapport au terrarium et le contrôle des pertes, parfois la récupération des mues pour collection ou autre utilisation, devient facile.

La comparaison de la survie permet jusqu'à présent de dire qu'il n'y a pas de différence entre la méthode en lit de feuilles et le terrarium pour l'espèce *Aretaon asperrimus*, c'est à dire située entre 90 et 95 %. La comparaison n'a pas été réalisée pour les autres espèces. Le nombre de phasmes ayant une anomalie post-mue n'a pas non plus été comparé.

Ce type d'élevage, bien qu'il soit applicable, à priori, à de nombreuses espèces, de familles différentes, se discute

cependant dans le cadre d'espèces exigeant un environnement très humide. Les élevages d'*Aretaon asperrimus* et d'*Epidares nolimetangere* (de Haan, 1842) que je conduis en enceinte non ventilée, à très fort pourcentage d'humidité et substrat décomposé sont aussi peu exigeantes en manipulation, avec une durée de vie des ronces qui peut excéder 3 semaines sans changement (avec une mortalité postnatale très faible de 5 %) : l'indication d'un élevage en lit de feuilles devra être pesée pour chaque espèce.

En conclusion, il semble que les conditions d'élevage en lit de feuilles, permettent une simplification des procédures de nourrissage et de surveillance et se place en outil intéressant pour obtenir un grand nombre d'individus, préalable souvent indispensable à une bonne étude éthologique des insectes.

REFERENCES

- Chassepoux, F. (1991) Afin de créer les conditions optimales d'éclosion. *Le Monde Des Phasmes* 13, 8.
- Collignon, D (1989) Généralités sur l'élevage des phasmes. *Le Monde Des Phasmes* 4, 3-6.
- D'Hulster, K. (1991) Méthode pour augmenter le pourcentage d'éclosions des oeufs d'*Eurycantha*, *Heteropteryx* et *Haaniella*. *Le Monde Des Phasmes* 14, 3-4.
- Deray, P. (1991) Réalisons un couvoir pour les oeufs de phasmes. *Le Monde Des Phasmes* 13, 3.
- Lelong, P. (1991) Une cage pour l'élevage des phasmes européens. *Le Monde Des Phasmes* 14, 8-13.
- Roubaud, P.E. (1989) Faut-il ou pas sortir les oeufs des cages. *Le Monde Des Phasmes* 4, 31.
- Tranchefeux, J.P. (1991) Une cage d'élevage fonctionnelle, agréable à la vue et peu coûteuse. *Le Monde Des Phasmes* 13, 20.



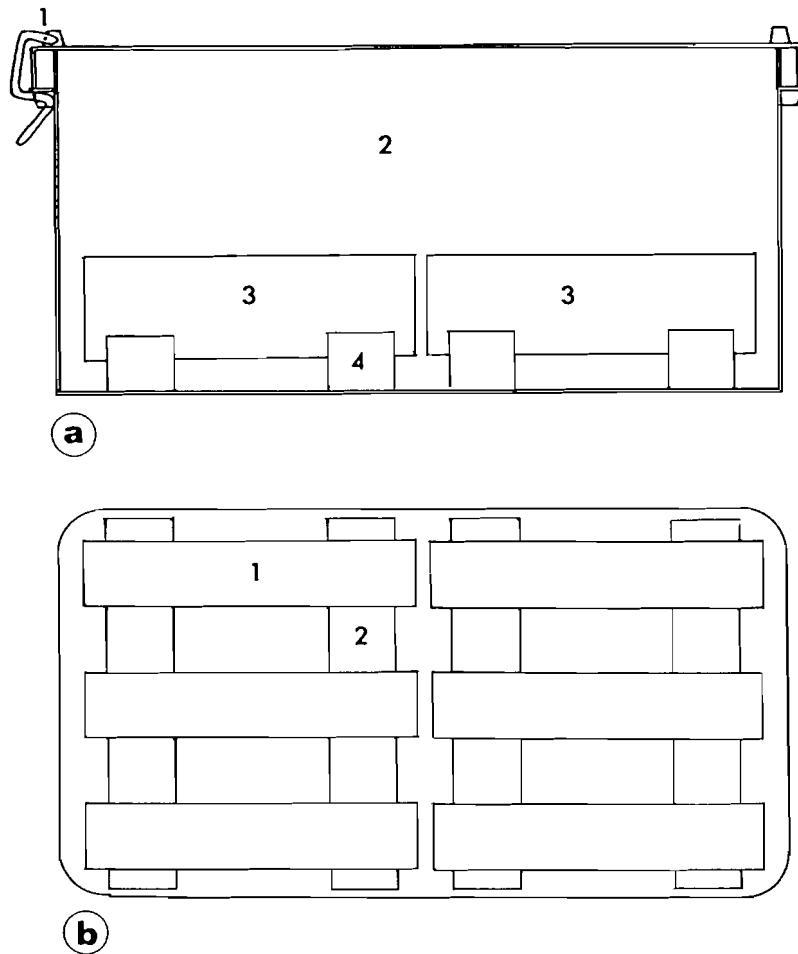


Figure n° 1 : Enceinte d'élevage grand modèle pour la méthode en lit de feuille. Echelle 0,3 x

- ① Vue latérale. 1 : couvercle avec son système de fermeture; 2 : enceinte d'élevage; 3 : demi-boîte ouverture vers le bas supportant le lit de feuille; 4 : demi-boîte ouverte vers le haut contenant du sable humide
- ② Vue de dessus sans le couvercle. 1 : demi-boîte supportant le lit de feuille; 2 : demi-boîte contenant du sable humide.

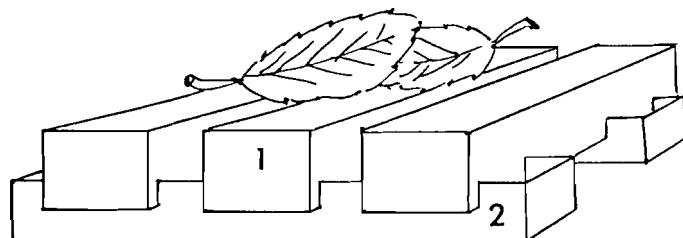


Figure n° 2 : Vue en perspective du support du lit de feuille.
1 : support; 2 : demi-boîte contenant du sable.

OBSERVATIONS SUR LA REGENERATION DE DIFFERENTS MEMBRES

E. Delfosse

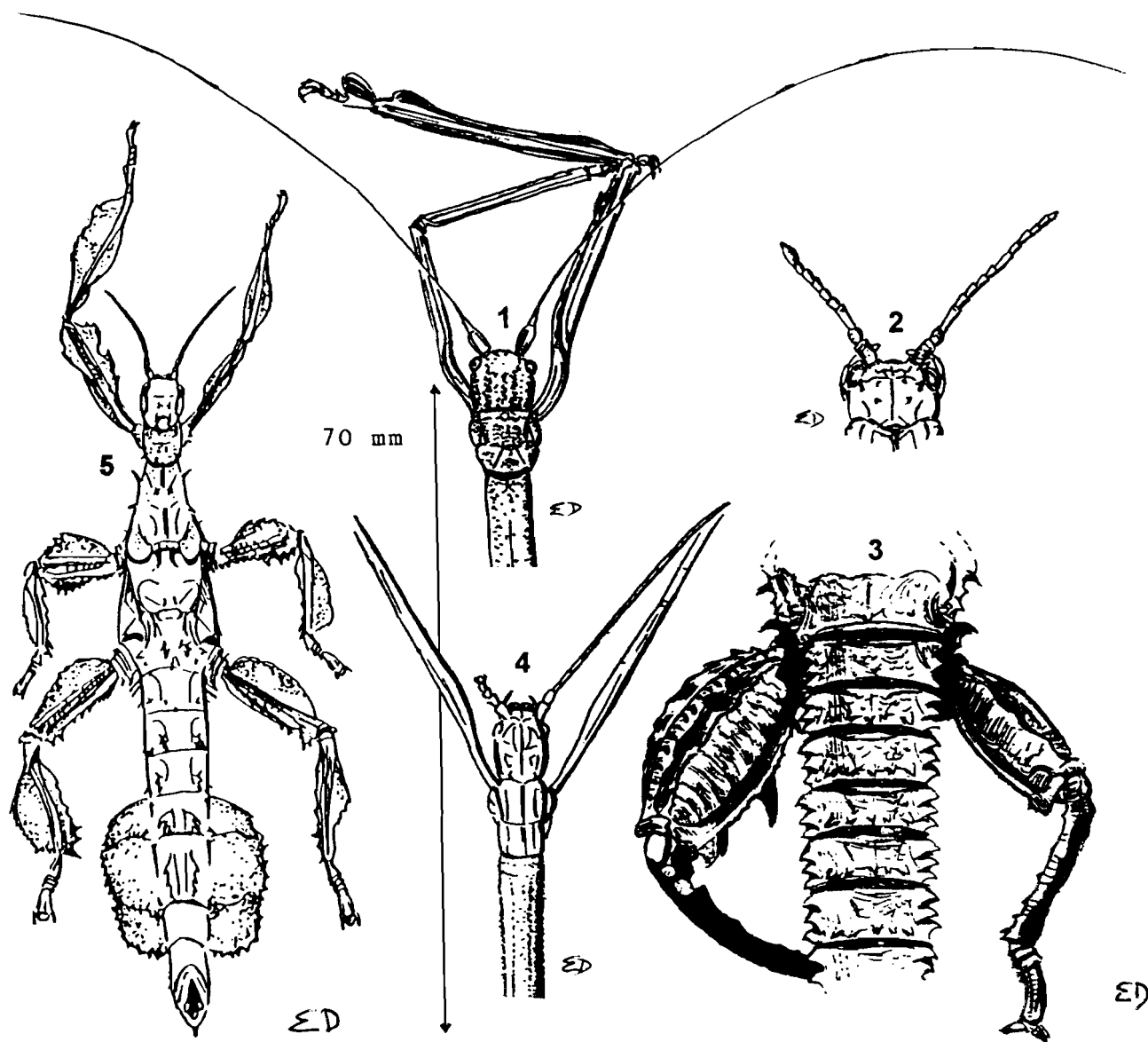
Je me suis fortement intéressé à la régénération des membres chez les phasmes. Au fur et à mesure de mes observations, j'ai réussi à récupérer des renseignements et des insectes ayant subi une autotomie puis régénéré le membre perdu.

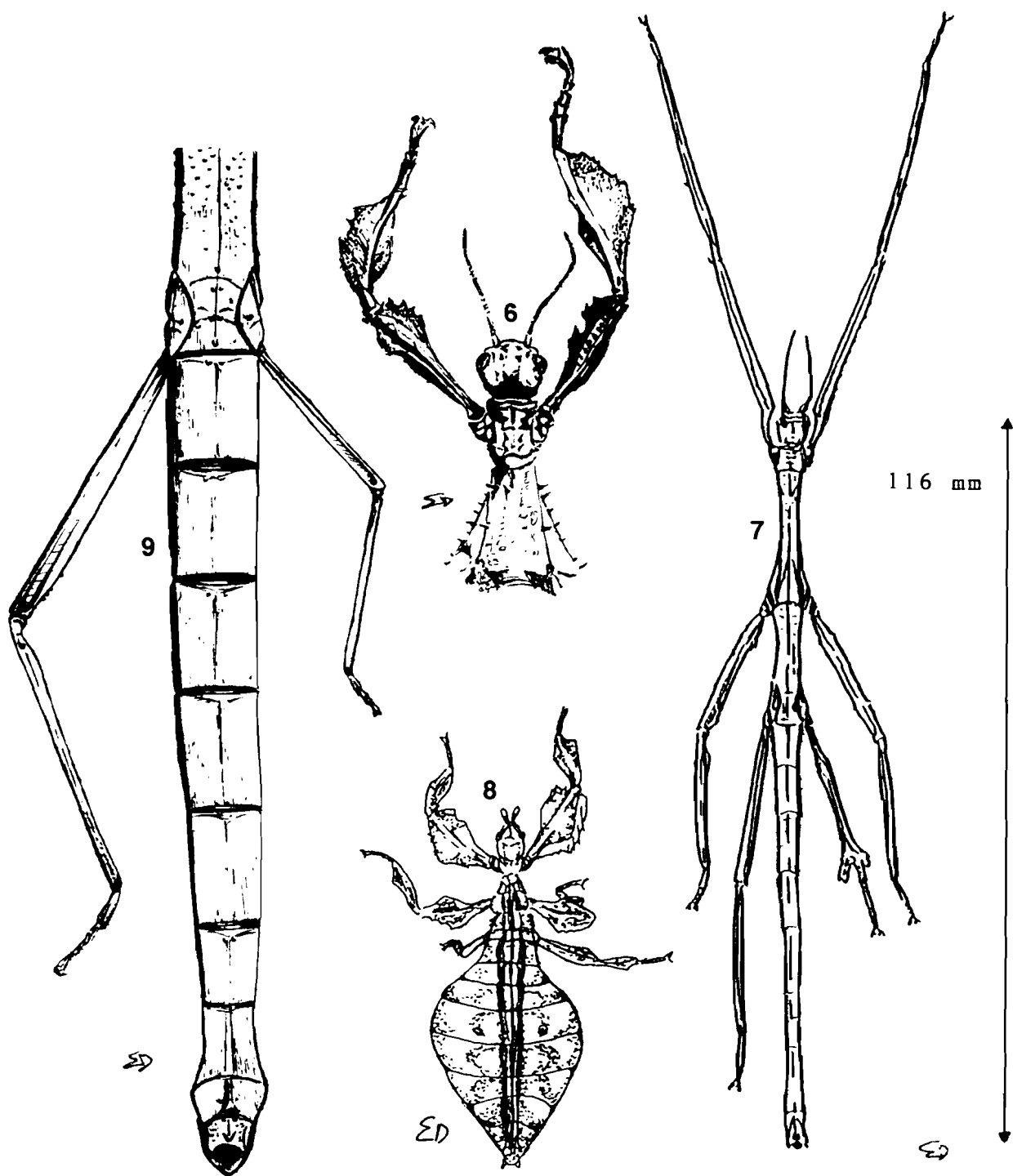
Si quelqu'un du groupe possédait des individus vraiment intéressants (de préférence morts car je n'ai plus de vivarium libre), je suis prêt à les recevoir pour compléter mes observations. Après étude, ils rejoindront la collection du G.E.P. à moins que vous ne désiriez les conserver.

Mon adresse : Emmanuel Delfosse
18, Allée Marinette
78700 CONFLANS SAINTE HONORINE
☎ : 39-72-83-41 (entre 19 et 21h ou durant le week-end)

Réponse assurée, merci d'avance.

Voici quelques dessins pour illustrer ces observations :





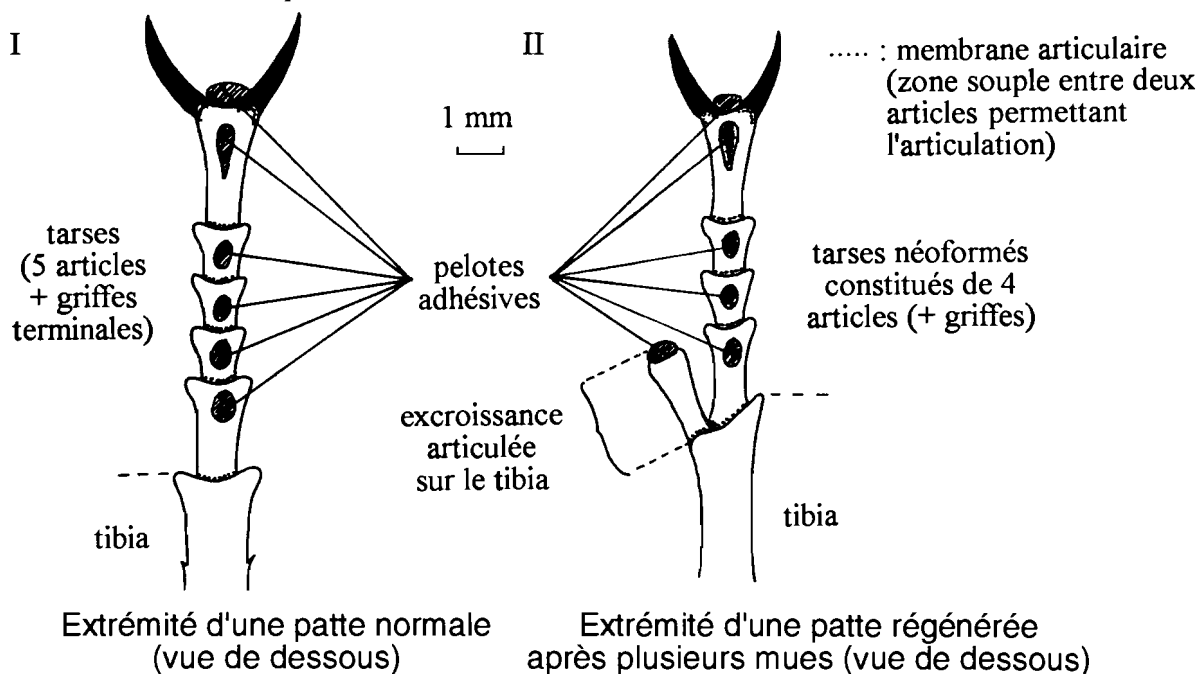
- 1 : *Lonchodes brevipes* Gray, 1835 femelle : patte avant gauche régénérée
- 2 : *Eurycantha calcarata* Lucas, 1869 mâle : antennes régénérées
- 3 : *Eurycantha calcarata* Lucas, 1869 mâle : patte postérieure droite régénérée
- 4 : *Sypiloidea sipylus* (Westwood, 1859) femelle : antenne droite régénérée → patte
- 5 : *Extatosoma tiaratum* (Macleay, 1827) femelle subadulte : patte avant droite régénérée
- 6 : *Extatosoma tiaratum* (Macleay, 1827) femelle : patte avant gauche régénérée (x1)
- 7 : *Baculum thaili* Hausleithner, 1985 femelle : patte postérieure droite régénérée avec une excroissance anormale
- 8 : *Phyllium bioculatum* ? Gray, 1832 mâle 2^{ème} stade : patte post. gauche régénérée
- 9 : *Carausius morosus* (Sinéty, 1901) femelle : patte post. droite régénérée (taille de la partie du corps dessinée 48 mm)

OBSERVATION SUR LES PATTES REGENEREES CHEZ *EURYCANTHA CALCARATA* LUCAS, 1869

O. Coiffier

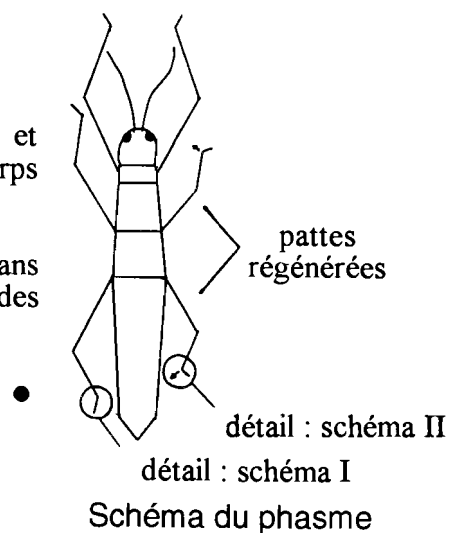
Lors de l'autotomie d'une patte, les phasmes ont la capacité de régénérer un nouveau membre au cours des mues suivantes.

Chez *Eurycantha calcarata*, les pattes régénérées au bout de quelques mues, sont très dissemblables des pattes normales par leur taille réduite et parce qu'elles sont démunies de toute épine (même l'épine fémorale caractéristique des pattes postérieures des mâles n'est pas reformée !) (N.D.L.R. : voir article précédent figure n° 3). Par ailleurs, le nombre d'articles du tarse est généralement réduit à 4 au lieu de 5 pour une patte normale. Cependant, il semblerait que le cinquième article du tarse puisse subsister dans certains cas. J'ai observé, en effet, sur plusieurs spécimens d'*Eurycantha calcarata* de mon élevage ayant perdu des pattes, la formation d'une excroissance articulée. Cette excroissance se situe à l'extrémité du tibia néoformé et pourrait correspondre au cinquième article du tarse. Cette excroissance est articulée sur le tibia, mais non articulée entre le tibia et le tarse voisin. Il arrive même que la pelote adhésive soit encore présente à l'extrémité de cet article.



Dans tous les cas observés (sur les pattes médianes et postérieures uniquement), l'excroissance est tournée vers le corps lorsque les pattes sont mises le long du corps.

On remarquera que ce type de patte régénérée n'est pas sans rappeler l'archétype de l'appendice biramé des Arthropodes (visible notamment chez de nombreux crustacés).



N.D.L.R. : La régénération d'un appendice laisse souvent apparaître des caractéristiques ancestrales. Ainsi, on le constate plus haut, mais aussi lorsqu'une antenne est remplacée par une patte. Ceci se retrouve lors de mutations naturelles notamment chez les Drosophiles. Les premiers arthropodes apparus sur terre portaient une paire de patte sur chaque métamère. Chaque métamère était à l'origine un animal entier et tous portaient la même batterie de gènes architectes. On retrouve cette organisation chez les myriapodes où chaque métamère (ou presque) porte une paire de patte. Puis, au fil du temps les gènes architectes des pattes ont été inhibés ou mutés dans certains métamères. Ainsi les insectes actuels ne portent plus que des pattes sur les trois métamères du thorax. Les appendices abdominaux proviennent partiellement de ces pattes ancestrales ainsi que les antennes. Lors d'une perturbation majeure (chute d'une patte, ou d'une antenne, ...) les gènes permettant la reconstruction du membre manquant ne s'expriment apparemment plus de la même manière et certaines caractéristiques ancestrales réapparaissent. Pour les personnes désirant en apprendre d'avantage sur les gènes architectes, lire le n° 924 (septembre 1994) de *Science et Vie*, pages 46-51 : *Gènes architectes : Comment se construit un homme*.

LA CROISSANCE DES AILES CHEZ LE MALE DE *PHYLLIUM BIOCVLATUM* GRAY, 1832

V. Spreter

C'est avec satisfaction que j'ai trouvé dans le n° 26 du Monde Des Phasmes la réaction de M. F. Sordet à la lecture des certains passages de mon article publié dans la même revue dans le numéro précédent (n° 25) consacré aux phyllies sous le titre : *Pour que dansent les phyllies* (suite) p. 12-15. Satisfaction de se savoir lu mais aussi celle de pouvoir échanger des propos relatifs à un sujet qui aiguise ma curiosité. L'acquisition et la croissance extraordinairement rapide des ailes chez le mâle de *Phyllium bioculatum*. Cette croissance est, en effet, un bien étonnant spectacle face auquel on ne peut manquer de se poser des questions telles que celles auxquelles M. F. Sordet répond de façon très motivée.

J'avais prévu la contradiction, elle est apportée et c'est tant mieux ! Pour bien éclairer la suite de cet échange, il convient d'apporter certaines précisions sur les aspects de la mue imaginale en question. Je me suis borné à décrire le processus tel qu'il semble se passer chez le mâle de *P. bioculatum* en ignorant ce qu'il advient de la femelle lorsque au terme de la 6^{ème} mue, elle parvient à l'état adulte. Une lacune de ma part ! Que je vais tenter de combler dans les lignes qui suivent. J'aurais soin de décrire sans interpréter pour suivre les sages préceptes que nous dicte M. D. Rastel (MDP n° 26, p. 7).

A l'instar de beaucoup d'autres insectes et quoi qu'il y paraisse, les phyllies des deux sexes sont pourvues d'une paire d'ailes sur chacun des 2^{ème} et 3^{ème} segments thoraciques. Donc quatre en tout. Pour la

commodité du langage nous appellerons élytres ou *tegmina* les ailes antérieures.

Alors que toute jeune phyllie vient de subir sa première mue, qu'elle a perdu sa belle couleur rouge primitive pour devenir brune puis vert-clair, il est déjà possible d'observer les ébauches alaires des tegmina. Elles sont minuscules, ornées en leur centre par un microscopique point noir. En fait, il ne faut pas en parler au pluriel car ces appendices membraneux sont soudés l'un à l'autre par leur bord interne, formant ainsi une pièce unique comparable à un bouclier qui protégerait le thorax. A chaque mue, l'objet apparaît un peu plus grand, semblant se détacher du corps tout en demeurant peu visible. Survient la dernière mue et alors que rien ne le laisse présager, se déroule un scénario qui diffère totalement selon qu'il s'agit d'un mâle ou d'une femelle. Chez la femelle, le bouclier se fend longitudinale-

ment, apparaissent deux élytres qui vont aussi grandir avec une vitesse surprenante. En 20 à 40 minutes elles recouvriront la plus grande partie de l'abdomen, donnant à la phyllie femelle l'aspect foliacé que nous connaissons. Si l'on a la curiosité de soulever l'un de ces élytres, on découvre une petite aile attachée au 3^{ème} segment thoracique dont la croissance a dû être concomitante à celle de l'élytre mais qui a échappé à l'observation visuelle.

Chez le mâle les choses se passent de façon inverse, pourrait-on dire. L'élytre ne grandit que fort peu, tandis qu'en une quarantaine de minutes de longues ailes vont se déployer à partir de petits bourgeons apparus sur le 3^{ème} segment thoracique.

Par sa petite taille, la forme allongée de son corps, la présence d'ailes et de longues antennes, le mâle apparaît comme fort différent de la femelle.

Par souci de précision mais avec toutes les réserves dues au faible nombre de spécimens examinés, voici les mensurations en millimètres des ailes et élytres chez la femelle et le mâle de *P. bioculatum*.

		longueur	largeur
femelle adulte	<i>tegmina</i>	50	16
	ailes	31	10
mâle adulte	<i>tegmina</i>	10	7
	ailes	42	24

Bien que beaucoup plus fluide que la femelle, le mâle dispose d'une surface alaire au moins trois fois plus importante; cela lui permet de voler sur de faibles distances.

De ce qui précède, rien ne permet de conclure quant à la présence, à vrai dire très probable, d'ébauches alaires, puisqu'on ne voit rien. Il faudrait sans doute les rechercher sous le tergum, à la faveur d'une dissection pratiquée juste avant la mue finale.

Dans les semaines à venir j'escompte avoir la chance de pouvoir observer directement ou à travers l'oculaire de mon microscope le déroulement de la mue imaginale. Disposant d'un nombre suffisant d'individus, je pourrais en sacrifier quelques uns sur l'autel de la science en procédant à leur dissection à l'avant dernier stade de la croissance.

Le mystère s'éclaircira-t-il ou la nature gardera-elle son secret ? ... On verra.

Quant au processus selon lequel l'insecte "gonflerait" ses ailes, on ne peut manquer de le rapprocher de la façon dont un papillon déploie les siennes au sortir de la chrysalide. Que ce soit de la hémolymph ou de l'air, il est incontestable qu'il injecte quelque chose dans ce qui est déjà plus qu'une ébauche. En effet, bien que chiffonnée, l'aile est totalement présente avant l'éclosion; elle est visible, avec ses nervures et même ses couleurs. Ce que l'on observe chez les phyllies est fort différent. S'agissant de l'apparition des ailes chez le mâle, on a grand peine à imaginer que celles-ci préexistent, déjà structurées, faites de nervures et de téguments, mais si minuscules, si condensées qu'elles trouvent place dans la partie postérieure du thorax sans qu'il y paraisse à l'extérieur de l'animal.

Une "simple" observation m'avait conduit à hasarder l'hypothèse d'une croissance ultra-rapide. On connaît des mitoses qui se déroulent en quelques heures ou même en quelques minutes : 6 min. 20 s. chez l'oeuf de drosophile, 15 à 20 min. chez les bactéries, 5 h. 10 min. pour les cellules hépatiques de l'embryon de rat. Il est vrai qu'il s'agit là d'organes unicellulaires ou en voie de formation (des cellules pas ou très peu différenciées).

Dans l'immédiat je retire mon hypothèse mais j'espère vivement parvenir un jour à bien comprendre le processus. Pour cela, j'ai la bonne fortune de disposer en ce moment (Mi-août 1994) d'un nombre respectable de jeunes phyllies (environ 250) dont l'état de développement va du spécimen néonate à celui qui précède la mue imaginale. Ces jeunes devraient comporter une notable proportion d'individus de sexe masculin car les oeufs dont ils sont issus ont été pondus fin 1993 par des femelles fécondées.

LES OEUFs "PERÇANTS LES FEUILLES" D'*ASCELES* REDTENBACHER, 1908

J. Sellick

Traduit de l'anglais par P. Lelong

L'article original est paru dans *Phasmid Studies*, 2(2) : pages 54-55.

J'ai récemment reçu du Dr. Francis Seow-Choen un petit lot de curieux oeufs "perçants les feuilles", récoltés dans la réserve forestière de Sepilok à Sabah. Ce sont des oeufs d'*Asceles margaritatus* Redtenbacher, 1908, une espèce appartenant à la sous famille des *Necrosiinae*. Ces oeufs constituant un type distinct supplémentaire dans cette complexe sous famille.

Les oeufs de la variété ailée d'*Asceles margaritatus* ont été montrés à la réunion de janvier 1990 du PSG (P.S.G. Newsletter 42:2) ainsi qu'à celle de juillet 1993. Mais pour autant que je sache aucune illustration de ces oeufs n'a encore été publiée auparavant.

Ils sont étroitement voisins des quelques oeufs reçus antérieurement de Paul Brock provenant de Tanah Rata (Cameron Highlands - Malaisie). Toutefois, ces oeufs doivent être des oeufs d'*Asceles* ou d'un genre étroitement voisin.

Trois types d'oeufs d'*Asceles* sont illustrés ci-après.

***ASCELES MARGARITATUS* REDTENBACHER, 1908 [VARIÉTÉ AILÉE] (FIG. N° 1)**

Les mesures de l'oeuf sont 3,5 mm de longueur, 2,5 mm de hauteur et 2,4 mm de largeur, avec une épine perçante de 1,9 mm de longueur. L'oeuf a une couleur chamois pâle translucide et est délicatement tacheté de brun clair, particulièrement autour de la plaque micropylaire. L'operculum forme un fort angle positif d'environ 30° et a une structure non courante, ressemblant à un capitulum, en forme de ligne orientée selon le grand axe de l'oeuf, ceci presque sur le bord ventral de l'operculum. La plaque micropylaire (0,9 mm x 1,1 mm) est presque circulaire, avec une ligne médiane distincte de 0,6 mm. L'épine a un rebord à 0,6 mm de l'extrémité, celui ci repose sur la feuille percée. La partie émergente de la feuille est presque complètement noire. La plaque micropylaire interne a une large encoche bien visible sous la tige micropylaire et une ligne médiane isolée. Les oeufs paraissent avoir été pondus sur la surface supérieure de la feuille (dont l'espèce est encore inconnue).

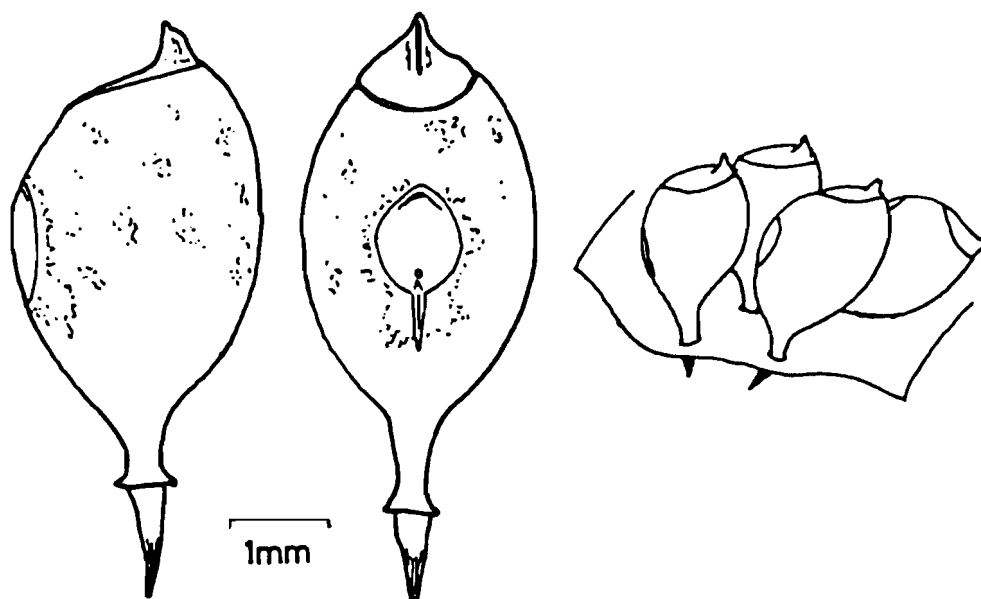


Figure n° 1 : Vues latérale et dorsale de l'oeuf d'*Aceles margaritatus* Redtenbacher, 1908, ainsi qu'un groupe d'oeufs en place sur une feuille (échelle plus réduite).

ASCELES SP. (FIG. N° 2)

Cette description est basée sur le matériel de Phil Bragg. Les oeufs ont été pondus par deux femelles (PEB-1639 et PEB-1647) collectées à Niah National Park, Sarawak, en août 1992. Les mesures de l'oeuf sont 2,5 mm de longueur, 1,5 mm de hauteur et 1,3-1,4 mm de largeur, avec une épine de 0,6 mm. L'oeuf est d'une couleur pâle translucide avec une zone brune pâle clairement marquée entre la plaque micropylaire et l'operculum. Cette région varie en largeur mais elle renferme toujours l'extrémité de la plaque micropylaire. L'operculum forme à nouveau un angle d'environ 30°, avec une courte saillie émoussée. La plaque micropylaire et la ligne médiane sont distinctement surélevées. La plaque (0,3 mm x 0,5 mm à 0,25 mm x 0,6 mm) est brune et significativement plus étroite chez certains oeufs que chez d'autres. La ligne médiane est blanche. L'épine est blanche et noire à son extrémité. La plaque micropylaire interne est similaire à celle de l'espèce précédente. Phil dit que ces oeufs étaient vert pâle lorsqu'ils venaient d'être pondus.

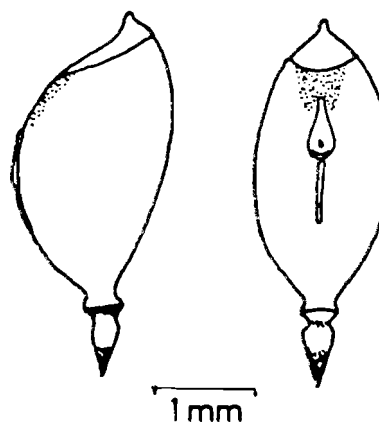


Figure n° 2 : Vues latérale et dorsale de *Asceles* sp.

Il a collecté aussi une espèce similaire d'*Asceles* (PEB-1628), à Niah, qui a pondu des oeufs (que je n'ai pas examinés) d'une taille et d'une forme similaire mais qui n'étaient pas tachetés de brun.

ESPECE DU TYPE ASCELES (FIG. N° 3)

Paul Brock à l'intention de décrire celle-ci comme une nouvelle espèce, le matériel provient de Tanah Rata. Les dimensions de l'oeuf sont 2,5 mm de longueur, 1,9 mm de hauteur et 1,7 mm de largeur, avec une épine de 1,0 mm. L'oeuf est brun pâle translucide avec des taches blanches, formant une zone compacte blanche autour de la plaque micropylaire et des taches isolées sur le reste de la surface. L'operculum est aussi incliné avec un angle de 30°, mais cette fois il y a un "capuchon" blanchâtre et un trou brun dorsalement. Sous le bord inférieur l'épine est brune. La plaque micropylaire interne est similaire à celle des espèces précédentes mais sans la très voyante encoche.

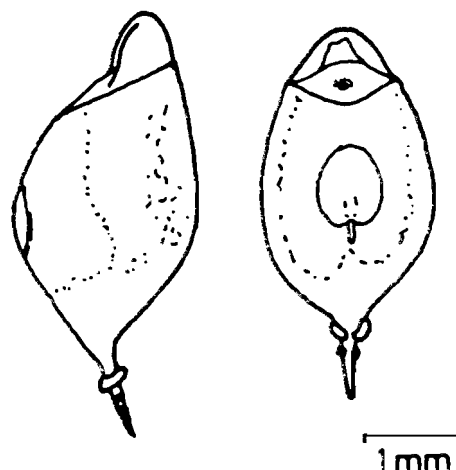


Figure n° 3 : Vues latérale et dorsale de l'espèce du type *Asceles*

**DESCRIPTION DE TROIS INDIVIDUS INTERSEXUES
(OU GYNANDROMORPHE) CHEZ
OREOPHOETES PERUANA (SAUSSURE, 1868)**

J.M. Aubin

Après quelques années d'élevage, je possède quelques centaines d'*Oreophoetes peruana* (Saussure, 1868) et, pour la première fois, le 01 janvier 1994, naquirent trois individus possédant à la fois la couleur jaune de la femelle et la couleur rouge du mâle. Cette couleur, chez les vrais mâles, n'apparaît qu'à la dernière mue.

Les descriptions varient d'un individu à l'autre quant à la disposition des couleurs ou la prédominance du rouge sur le jaune. Toutefois, on peut faire ressortir quelques traits généraux qui sont valables pour les trois phasmes :

- ✦ La tête est celle d'une femelle dans tous les cas, c'est à dire plus large que celle du mâle. Mis à part le fait qu'elle soit rouge orangé, elle porte les quatre taches noires triangulaires typiques qui n'existent pas chez le mâle.
- ✦ Les antennes sont longues et entièrement noires, sans la petite tache apicale blanche des femelles.
- ✦ Les pattes sont noires, sauf à l'articulation tibia-fémur, où apparaissent deux taches claires que l'on trouve chez les femelles mais qui sont absentes chez les mâles. Un des trois individus a des taches sur les pattes droites, mais non sur celles de gauche.
- ✦ De part et d'autre du corps (du thorax à l'abdomen) se trouve une ligne jaune clair typique des femelles mais que n'ont pas les mâles. Sur l'abdomen, la ligne médiane vert clair des femelles existe aussi, mais elle est moins vive que sur les véritables femelles.
- ✦ Les trois phasmes ne possèdent pas le renflement bulbeux caractéristique des mâles qui contient les organes sexuels et la "pince" (cerques) servant à l'accouplement.
- ✦ Dans l'ensemble, on peut dire que, mis à part la couleur rouge prédominante, les caractères femelles sont plus affirmés.

Après les avoir mis avec d'autres adultes, les trois individus s'accouplèrent... avec des mâles. Deux avec des fréquences diverses, le troisième une unique fois et seulement après quatre mois de vie. Les deux premiers individus présentèrent assez vite un gonflement de l'abdomen attestant la maturation des oeufs. Malheureusement, le premier mourrait assez vite, après une dizaine de jours, rapidement suivi par le second. Je parvins à extraire quelques oeufs, trois au total pour le premier, qui étaient "mûrs". Les autres, à l'enveloppe trop fragile, ne résistèrent pas. Dans le second individu, je ne trouvai que des oeufs sans coquille, non "mûrs", qui séchèrent très vite. Le troisième individu n'eut jamais d'oeufs et jamais l'abdomen ne donna des signes de "grossesse".

Je crois que les "accidents" génétiques de ce genre sont peu nombreux, mais on doit en avoir davantage dans les élevages en nombre. Cela dit, chaque année, je me procure quelques nouveaux couples qui me permettent d'avoir une souche de qualité et d'éviter ainsi une certaine dégénérescence liée à la consanguinité.

Il y a quelques années, dans MDP n° 4 d'avril 1989, Paul Brock parlait d'un cas spectaculaire de gynandromorphisme chez *Heteropteryx dilatata* (Parkinson, 1798). Ces phénomènes restent rares et il serait intéressant de savoir si d'autres cas se sont produits chez d'autres espèces, dans quelles proportions et avec quelle fréquence.

●
N.D.L.R. : La dégénérescence liée à la consanguinité existe-t-elle vraiment, surtout en si peu de temps ? Il est peut-être plus probable que se soit un problème alimentaire ou d'élevage qui fasse dégénérer les espèces. Certaines espèces parthénogénétiques dégénèrent aussi !

N.D.L.R. : Les gynandromorphes décrits sont nombreux et voici un aperçu de ce qui a été publié (il en existe certainement bien d'autres) :

Dans le *Monde Des Phasmes* :

<i>Carausius morosus</i> :	A. Deschandol n° 2, p. 13. F. Gagnereaud n°11, p. 3-7. V. Tamea n°21, 13.
<i>Clonopsis gallica</i> :	P. Lelong n° 24, 12-20.
<i>Extatosoma tiaratum</i> :	E. Bruyère n°20, p.3-5.
<i>Heteropteryx dilatata</i> :	P. Brock n°4, p. 24.
<i>Sipyloidea sipyilus</i> :	A. Deschandol n°2, p. 13.

Dans les *Newsletter du Phasmid Study Group* :

<i>Carausius morosus</i> :	E. Blackwell 52:6. A. Deschandol 38:3. S. Springelt 39:5. E. & H. Bagshard 39:5.
<i>Eurycantha calcarata</i> :	A. Symonds 55:3.
<i>Eurycantha</i> sp. (PSG n° 44) :	N. Wadham 40:17.
<i>Heteropteryx dilatata</i> :	J. Stockley 55:3. F. Holloway 36:5. P. Brock 39:5-6 M. Herbert 40:12.
<i>Sipyloidea sipyilus</i> :	P. Inglis 37:8. A. Deschandol 38:3. B. Charman 44:9. D. Grimwade 43:13.

Dans différents articles il est aussi mentionné des gynandromorphes de *Leptynia hispanica*.

A priori les gynandromorphes peuvent exister chez toutes les espèces de phasme. Puisque l'on les retrouve même chez des espèces où les mâles vrais sont inconnus, par exemple chez *Clonopsis gallica*, on a dans ce cas une idée de l'apparence du mâle qui a probablement existé à une autre époque.

A noter la création du

Groupe d'Etude des Mantes

Patrick PETERS
33, rue de Ludi
13006 MARSEILLE
Tél. : 91-92-65-57.

**ETUDE *IN SITU* DE LA MOBILITE
DU PHASME *CLONOPSIS GALLICA*
(CHARPENTIER, 1825)
"DEUXIEME PARTIE"**

G. Garnier, F. Langlois et P. Lelong

RESUME DE LA PREMIERE PARTIE :

Le nombre de phasmes retrouvés après marquage varie beaucoup au cours du temps.

① Le lendemain du marquage seuls 60% des phasmes sont retrouvés. Ceci paraît lié à un problème de visualisation des insectes la nuit, ainsi qu'à leur répartition au sein de la haie.

② Les phasmes meurent rapidement au mois de Juillet, un seul phasme a été retrouvé après un mois sur 90 individus marqués initialement.

③ L'amplitude du déplacement horizontal est faible, 1,9 mètres. On n'observe pas une nette préférence dans le sens du déplacement (1,2 m dans un sens pour 2,0 m dans l'autre).

On peut dire que les déplacements se font dans un rayon apparent de 4 à 5 mètres.

B - DEUXIEME PARTIE : ETUDE DE LA MOBILITE VERTICALE

I) MATERIEL ET METHODE

1 Matériel

Cette étude ne nécessite que très peu de matériel :

- ★ une baguette de 2 mètres de hauteur graduée tous les 5 cm
- ★ une lampe frontale par personne

2 Heures importantes

Ces heures ont été obtenues auprès du Bureau des longitudes (par Minitel 3616 BDL) pour la ville de Toulouse. La proximité du site d'observation du centre de la ville de Toulouse (moins de 6' en longitude et en latitude, soit exactement à 11 km) permet de considérer ces heures comme correctes.

Vendredi 08 juillet 1994

coucher du soleil	21h36	(temps zéro)
fin du crépuscule	22h13	(durée = 0,62 h)

Samedi 09 juillet 1994

début de l'aurore	05h46	(durée = 8,17 h)
lever du soleil	06h23	(durée = 8,78 h)

Cette nuit correspond à la nouvelle lune.

3 Méthode de mesure

La hauteur à laquelle les phasmes sont observés est mesurée à l'aide de la baguette graduée sans toucher le phasme. Les mesures sont effectuées par observation directe sans battage ni pulvérisation d'eau afin de ne pas perturber le milieu, ni les insectes. La durée de l'observation elle-même est réduite au minimum, elle a été en moyenne de 10 à 15 secondes. Les observations sont faites au hasard des découvertes, les hauteurs sont relevées et notées sur un carnet au fur et à mesure. Nous avons procédé par séries d'observations d'environ une heure correspondant au parcours de la haie (excepté au début et à la fin) entrecoupées par des périodes de repos d'environ une demi-heure. Le début des observations correspond

volontairement au l'heure du coucher du soleil et est fixé comme "temps zéro", l'expérience a été poursuivie pendant 9 heures soit juste après le lever du soleil le lendemain matin.

II RESULTATS ET INTERPRETATIONS

1 Nombre de phasmes observés

Le nombre de phasmes observés pendant ces mesures est variable en fonction de l'heure d'observation (voir fig. n° 6).

Au départ, au moment du coucher du soleil, aucun phasme n'est visible et ceci pendant environ 20 minutes. Puis, brusquement, le nombre d'individus visibles augmente rapidement pour devenir presque maximal en moins de 40 minutes. Les phasmes viennent de migrer vers la surface du massif de ronce. Cette brusque variation coïncide exactement avec la fin du crépuscule. La nuit est maintenant noire, le nombre de phasmes varie peu. Puis 4 heures plus tard (5h après le départ), vers 02h30 du matin, le nombre de phasmes commence à diminuer régulièrement jusqu'à la complète disparition des insectes. Cette disparition coïncide exactement avec le début de l'aurore soit vers 05h45 du matin. Ensuite, plus un phasme n'est visible, ils sont cachés dans l'épaisseur du massif de ronce.

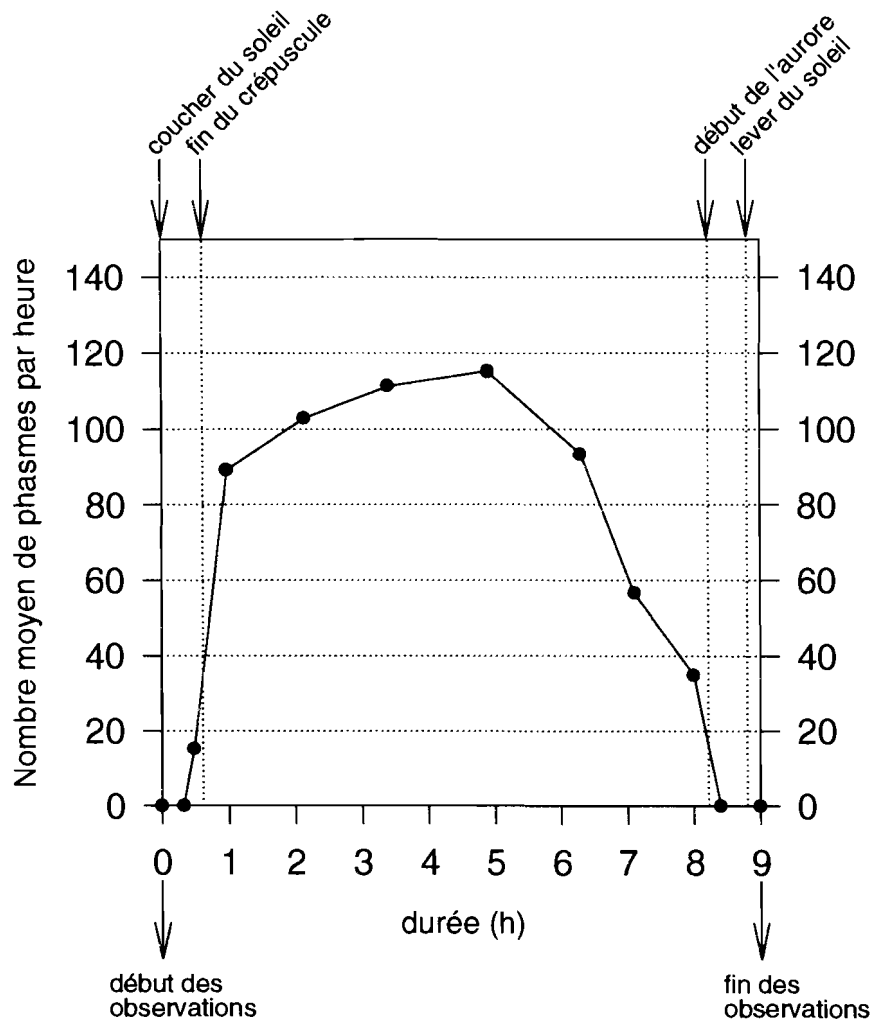


Figure n° 6 : Variation du nombre de phasmes visibles en fonction du temps écoulé après le coucher du soleil. La recherche a commencé juste au coucher du soleil pour se terminer peu après son lever.

On constate que le nombre de phasmes visibles semble régi par l'arrivée du crépuscule (arrivée de la nuit noire) et par l'arrivée de l'aurore (arrivée du jour). Dès que la lumière du jour baisse les phasmes sortent du massif de ronce. Il leur faut peu de temps pour parcourir depuis le lieu de séjour diurne la courte distance les séparant du lieu de leur repas nocturne. Ce temps est d'une dizaine de minutes environ. Une fois sortis les *Clonopsis gallica* restent pendant toute la nuit sur le massif, leur nombre reste à peu près constant, ici de l'ordre d'une centaine de phasmes visibles par heure. La diminution est moins brusque que l'augmentation du nombre de phasmes visibles.

C'est donc apparemment bien la lumière qui est le facteur influant. Plus que les heures de coucher ou de lever du soleil ce sont les heures du crépuscule et de l'aurore qu'il convient de considérer.

2 Le déplacement vertical

Les résultats sont représentés dans les figures n° 7 et 8.

Nos observations personnelles nous ont permis de constater que la hauteur de séjour des insectes durant le jour est d'environ 20 à 30 centimètres. A cette hauteur, ils se tiennent souvent le corps vertical dissimulé parmi les herbes, sans jamais être toutefois au niveau du sol. Contrairement à *Leptynia hispanica* cette espèce se tient toujours la tête dirigée vers le haut. Il arrive bien sûr parfois de trouver des phasmes à plus d'un mètre de haut pendant la journée, mais ce n'est pas là une situation courante. Ce cas devient fréquent lorsque la plante hôte est très difficilement pénétrable par le phasme. Mais dans la majorité des cas, il est extrêmement difficile de trouver cette espèce le jour.

Les recherches ont débuté au coucher du soleil et il a fallu 20 minutes pour trouver le premier insecte. Tout comme pour la variation du nombre de phasmes, la variation en hauteur de ceux-ci a l'allure d'une courbe en cloche (figure n° 6 et 7).

On constate tout d'abord que la hauteur des insectes varie rapidement 30 à 40 minutes après le coucher du soleil. Cette

variation est très brusque et coïncide exactement avec la fin du crépuscule.

Les insectes se répartissent ensuite sur la surface du massif sans pourtant aller jusqu'au sommet, du moins lorsque le massif est très haut. Le massif étudié atteint par endroits 4 mètres, mais aucun phasme n'a été retrouvé aussi haut, l'individu le plus haut était à 2,7 m. Il faut savoir que la surface du massif varie régulièrement entre 1 m et 1,5 m avant de monter rapidement vers le sommet. C'est surtout sur le replat latéral que les phasmes se tiennent. Par contre, si le massif est assez bas, moins de 1,5 à 2 mètres, les insectes se tiennent alors au sommet et surtout sur les fortes tiges arquées. On constate aussi que certains phasmes ne montent presque pas, ils restent vers le bas à environ 70 cm du sol. Ils ne montent pas beaucoup mais viennent tout de même sur la surface du massif en restant sur les tiges basses. Mais ils sont toujours bien dégagés du massif. La hauteur moyenne des phasmes pendant la nuit est d'environ 1,2 m sur ce massif (figure n° 8).

Les phasmes restent, pendant une bonne partie de la nuit, à l'emplacement auquel ils sont parvenus lors du coucher du soleil; Puis, 6 heures après le coucher du soleil (vers 3h30 à 4h00 du matin), ils commencent à descendre, d'abord doucement puis de plus en plus rapidement. La disparition presque complète des phasmes coïncide avec le début de l'aurore où les derniers retardataires redescendent dans les massifs en très peu de temps. Il faut 5 à 10 minutes pour que le phasme regagne le coeur du massif et pour qu'il redevienne "invisible".

Les individus n'ayant pas regagné leur cachette après le lever du jour, semblent rester à leur place durant toute la journée selon des observations faites sur d'autres massifs.

De même que pour la variation du nombre d'individus, la lumière régit la migration verticale des phasmes. De la cachette diurne, ils deviennent visibles sur la surface des massifs de ronces dès que la lumière disparaît. Le lendemain au retour du jour ils regagnent tous (ou presque) leur cachette près du sol.

C - CONCLUSION

Suite à ces quelques résultats il s'avère que, comme supposé, *Clonopsis gallica* est effectivement peu mobile aussi bien dans le déplacement vertical que dans le déplacement horizontal.

Les individus restent presque toujours au même endroit, ils ne se déplacent que dans un petit rayon de 2,5 mètres, ceci n'étant valable que pour les adultes. Les élevages montrent que la mobilité est beaucoup plus importante lors des deux premiers stades. De plus, il arrive de trouver des phasmes adultes à plusieurs centaines de mètres de la première haie. Il doit donc bien y avoir des individus plus mobiles que la moyenne. Mais nous n'avons pas eu la chance de rencontrer de tels individus pendant les expériences sur le déplacement horizontal. De toute façon il doit exister un processus de dissémination comme chez beaucoup d'espèces (que ce soit par des facultés de déplacement (vol, marche, ...); ou par la dispersion des oeufs (projection, transport par les fourmis, ...). Car cette dissémination est vitale pour la survie de l'espèce. En effet, si le biotope vient à être détruit (incendie, arrachage de la haie, pesticides, inondation, ...) et que la colonie n'a pu se disperser, c'est à terme l'espèce qui est amenée à disparaître.

Peut-être est-ce les jeunes *Clonopsis* qui sont poussés à se déplacer dans la nature pour conquérir de nouveaux territoires ? De semblables expériences sur ces insectes au premier stade s'avèrent nécessaires, même si la technique de marquage est délicate sur d'aussi petits animaux ayant encore le besoin de muer. Nous recherchons actuellement une technique nous permettant de suivre les jeunes dans leurs déplacements jusqu'au stade adulte. Mais nous ne savons pas encore comment marquer des insectes effectuant de nombreuses mues. Il faut qu'ils restent marqués même après leurs mues !!! Il est aussi nécessaire que le marquage tienne pendant près de quatre mois.

Les phasmes cachés au coeur d'un massif de ronce sont bien plus protégés des prédateurs que s'ils restaient bien en vue sur le massif. Ceci rajouté au mimétisme très prononcé de ces insectes, ils restent pratiquement introuvables le jour.

Ainsi, pour étudier *Clonopsis gallica*, il faut observer ces insectes entre 22h30 et 04h00 (ceci vers fin juin), car les chances de rencontrer ce phasme varient beaucoup en fonction de l'heure. Nous les observons entre 23h00 et 01h00. Avant, c'est perdre son temps et au-delà il devient difficile d'être vigilant, la fatigue n'aidant pas ! De jour il faut plusieurs heures pour trouver un phasme alors qu'il ne faut que quelques minutes la nuit (lorsqu'ils sont présents !).

Si vous ne pouvez pas rechercher de nuit cette espèce, nous vous conseillons de le faire par le moyen nous paraissant le plus simple. Il suffit de pulvériser de l'eau à une trentaine de centimètres du sol parmi les herbes sèches au pied des massifs de ronce. Le nombre de phasmes ainsi trouvé reste toujours très réduit comparativement aux résultats obtenus de nuit.

Pour l'instant ces expériences n'ont qu'une valeur d'exemple et ne concernent que *Clonopsis gallica*. D'autres mesures *in situ* sont encore nécessaires pour parfaire ces observations. Afin de consolider les résultats précédents et pour approfondir encore nos connaissances sur les phasmes il convient de faire de nouvelles observations sur la mobilité en augmentant la fréquence des observations pour un même marquage. Ce type d'expériences pourrait être effectué avec d'autres espèces et ainsi nous pourrions peut-être généraliser les conclusions.

Il faut se rendre compte que chaque expérience est un travail considérable et il n'est pas facile de renouveler et de multiplier ce type d'observations. De plus la période pendant laquelle ces phasmes sont observables à l'état adulte est relativement courte (environ un mois).

Nous arriverons peut être un jour à comprendre un peu mieux ces insectes.
Petit à petit, l'oiseau fait son nid !

●

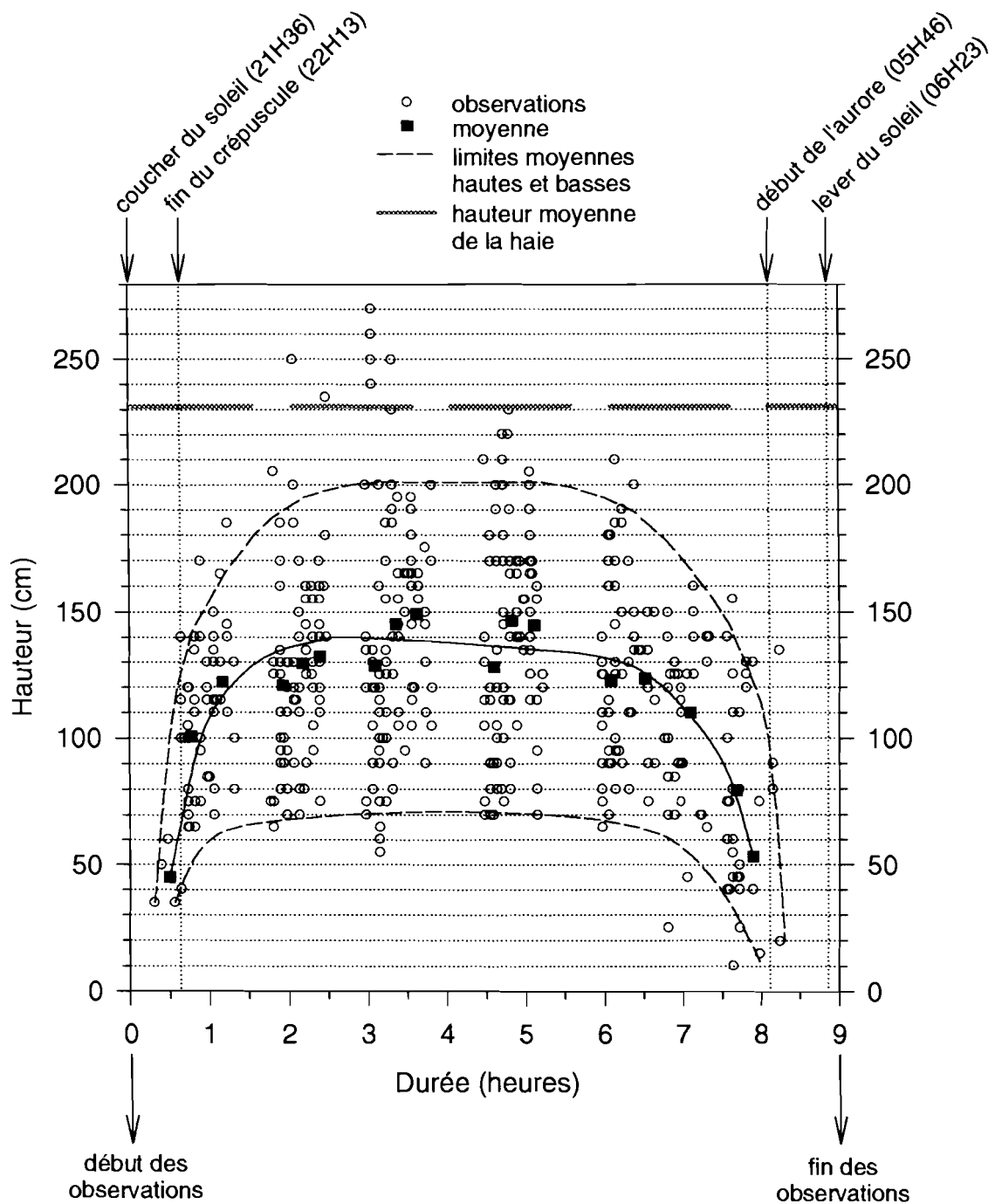


Figure n° 7 : Variation en hauteur de la situation du phasme *Clonopsis gallica* en fonction du temps écoulé depuis le coucher du soleil (temps zéro).

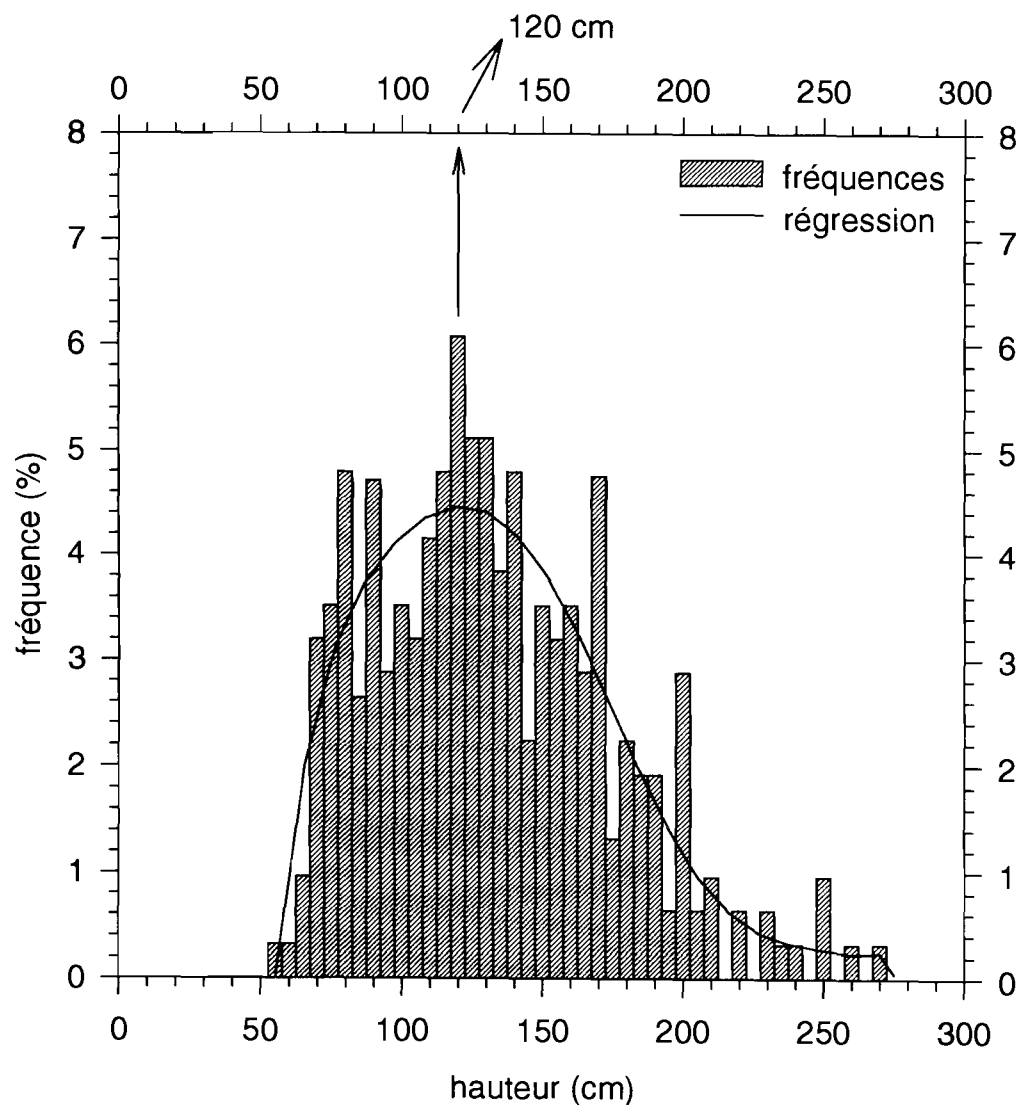


Figure n° 8 : Répartition en hauteur pour la période comprise en 2 et 6,5 heures.
 On remarque que lorsque l'on ne prend pas en compte les valeurs supérieures à 2 mètres, la hauteur la plus fréquente est de l'ordre de 1,2 mètres.

F. Hennemann

(note taxonomique de P.E. Bragg)

Traduit de l'anglais par F. Langlois

L'article original est paru dans *Phasmod Studies*, 3(1) : pages 6-11.

TAXONOMIE

Cette espèce a été incluse dans la liste du P.S.G. comme étant *Achrioptera punctipes* (Audinet-Serville), après enquête, personne n'a pu identifier convenablement cette souche. Ce nom lui a été attribué en se fiant uniquement à une ressemblance générale.

Huit espèces appartenant à ce genre ont été décrites à l'origine par Coquerel (1861: 495). Toutes ces espèces connues sont de Madagascar ou de la république des Comores.

En se référant aux illustrations et aux descriptions données par Franck Hennemann, quatre des six espèces référencées dans les clefs de détermination de Redtenbacher (1908: 439) peuvent être écartées de par la taille, de leurs ailes ou par la distribution des épines.

Les espèces restantes sont *A. punctipes* Redtenbacher et *A. intermedia* Redtenbacher. La première, conformément aux clefs, n'a pas d'épine sur la tête, cette caractéristique est variable chez l'espèce décrite dans cet article, bien qu'elle soit généralement vérifiée. La femelle de l'espèce décrite est plus grande que les dimensions indiquées dans les descriptions de *A. punctipes* et, de plus, la femelle de *A. intermedia* est inconnue.

Des deux espèces décrites après 1908, *A. composita* Carl (1913: 42) et *A. griveaudi* Paulian (1960: 272), la première semble être la solution la plus plausible. Sans l'examen des spécimens de l'espèce décrite ici, je me garde bien de nommer cette espèce. Pour l'instant, il me semble préférable de l'appeler *Achrioptera* sp.

ORIGINE DE LA SOUCHE ET DISTRIBUTION

La souche a été importée de Fianarantsoa à Madagascar par Frédéric Le Corre. Le mâle de ma collection (sauvage) provient de Antananarivo, la capitale de Madagascar.

LA FEMELLE (FIGURES 1A, 2A, 2B, 2C, 2E ET 7)

C'est une très belle espèce. Elle est grande, ailée et possède de nombreuses épines. Les femelles en captivité ont un corps mesurant 225 à 242 mm (186 à 200 sans l'operculum); la largeur maximale du corps est de 12 mm, lorsque la femelle est pleine d'oeufs.

Les longueurs des différents membres sont les suivantes : pattes antérieures 46 à 48 mm, médianes 39 à 41 mm et postérieures 62 à 64 mm. Les antennes, d'environ 28-29 mm, sont brun-rouge foncé, avec le premier article jaune vif. La coloration générale du corps est un mélange de différents dégradés de bruns et de verts avec quelques marques blanches sur la tête, le *mesonotum* et les côtés du *metanotum*. Le *mesonotum* est assez long, brun-gris uniforme avec une tache blanche à l'extrémité postérieure. Il porte des épines pointues assez longues, noires à leur extrémité et vert clair à leur base. Le métathorax possède sur sa face ventrale, de longues épines de la même couleur. Quelques fois deux épines jaunes sont présentes sur la tête (Fig. 2e), mais celles-ci peuvent être complètement absentes, ou bien encore, il peut y en avoir qu'une seule.

L'abdomen est d'un gris-brun crémeux avec quelques raies blanches des deux côtés de chaque segment abdominal. Le premier de ces segments est pourvu de deux petites épines vertes, les autres sont toujours inermes. Les espaces inter-segmentaires sont tous rouge pâle. A l'extrémité de l'abdomen, il y a un operculum très long, il est entièrement marron et mesure environ 40 à 45 mm de longueur. Les cerques sont petits et aplatis. Les membres sont assez

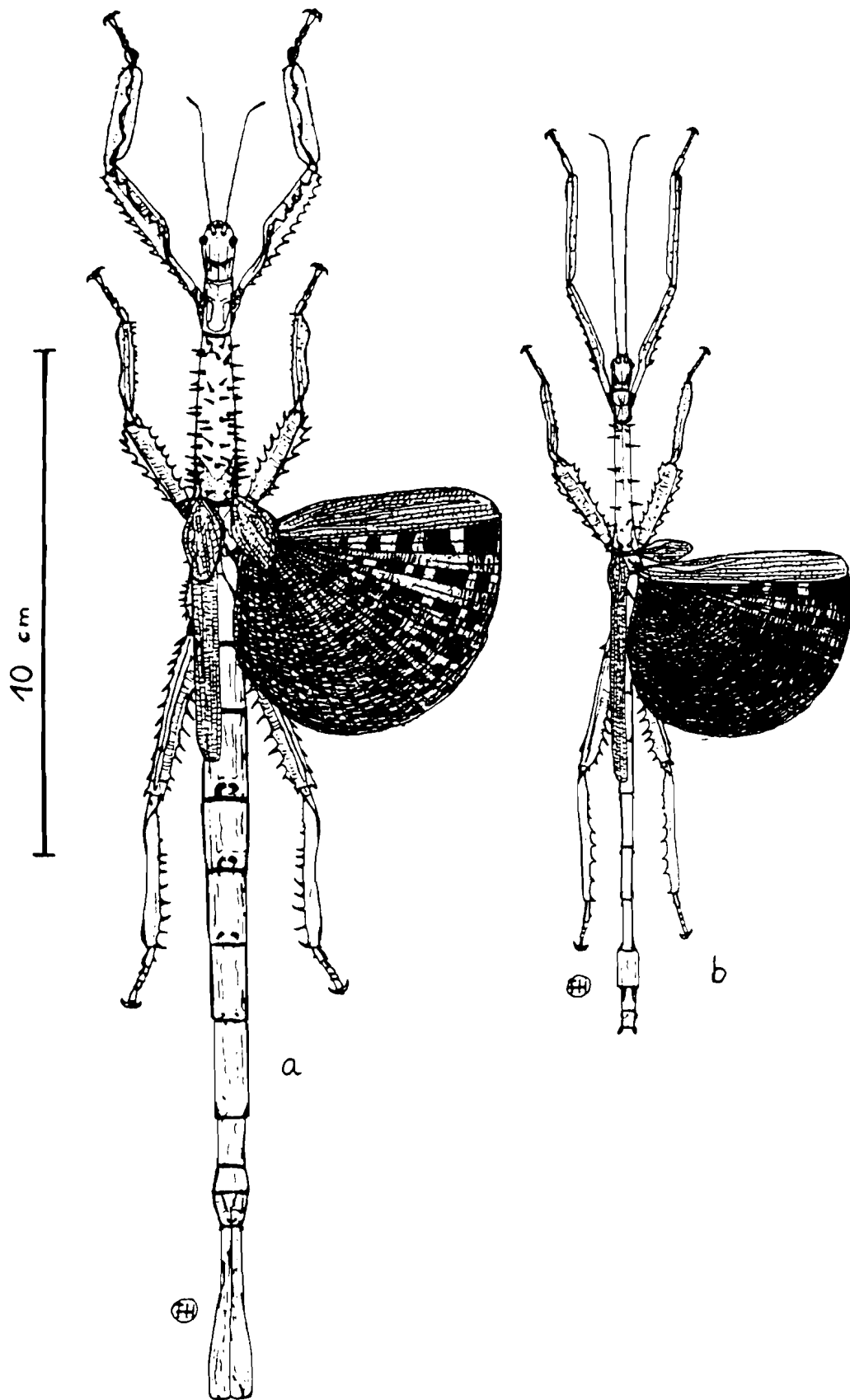


Figure n° 1 : *Achrioptera* sp. Adultes.
a : femelle, b : mâle.

trapus, pourvus de nombreux lobes et de denticules, particulièrement sur les tibias antérieurs riches en lobes dentés et foliacés (Fig. 2a). La face interne des pattes postérieures est équipée de nombreuses et longues épines (Fig. 2b) qui sont utilisées pour la défense, à la façon de *Heteropteryx dilatata* (Parkinson) ou de *Haaniella* sp.. Les membres antérieurs sont marrons et les médians verts, ils sont tous deux mouchetés de petites taches blanches. Les pattes postérieures sont brunes, mais colorées de rouge sur leur face interne. Les ailes sont bien développées (100 à 110 mm d'envergure), elles sont mouchetées de gris, de noir et de blanc. Leur bord est teinté de différents tons de brun, de vert, de jaune et de rouge. La face inférieure des bordures est rouge sombre avec des zones jaunes.

MALES (FIGURES 1B, 2D ET 6)

Le mâle est l'un des plus beaux phasmes qu'il m'ait été donné de voir. En élevage, il atteint 125 à 130 mm de longueur, avec une largeur maximale de 5 mm au niveau de l'implantation des ailes. L'individu sauvage de ma collection à une longueur de 134 mm. Le *mesonotum* porte plusieurs épines comme chez la femelle. Sur la tête se trouvent également deux petites épines jaunâtres. Les mâles sont très joliment colorés, ils ont une tête brun doré, un abdomen jaune vif et le *pronotum* ainsi que le *mesonotum* vert-bleuté brillant. Sur la tête on peut y voir quelques raies blanches et de chaque côté du *pronotum* une tache rouge vif. Les membres postérieurs et médians sont bleu-verts et rouge-vifs sur leur face interne. Les pattes antérieures sont de la même couleur que la tête et tous les membres sont couverts par une multitude de petits points blancs. Tous ses membres sont également couverts de longues épines

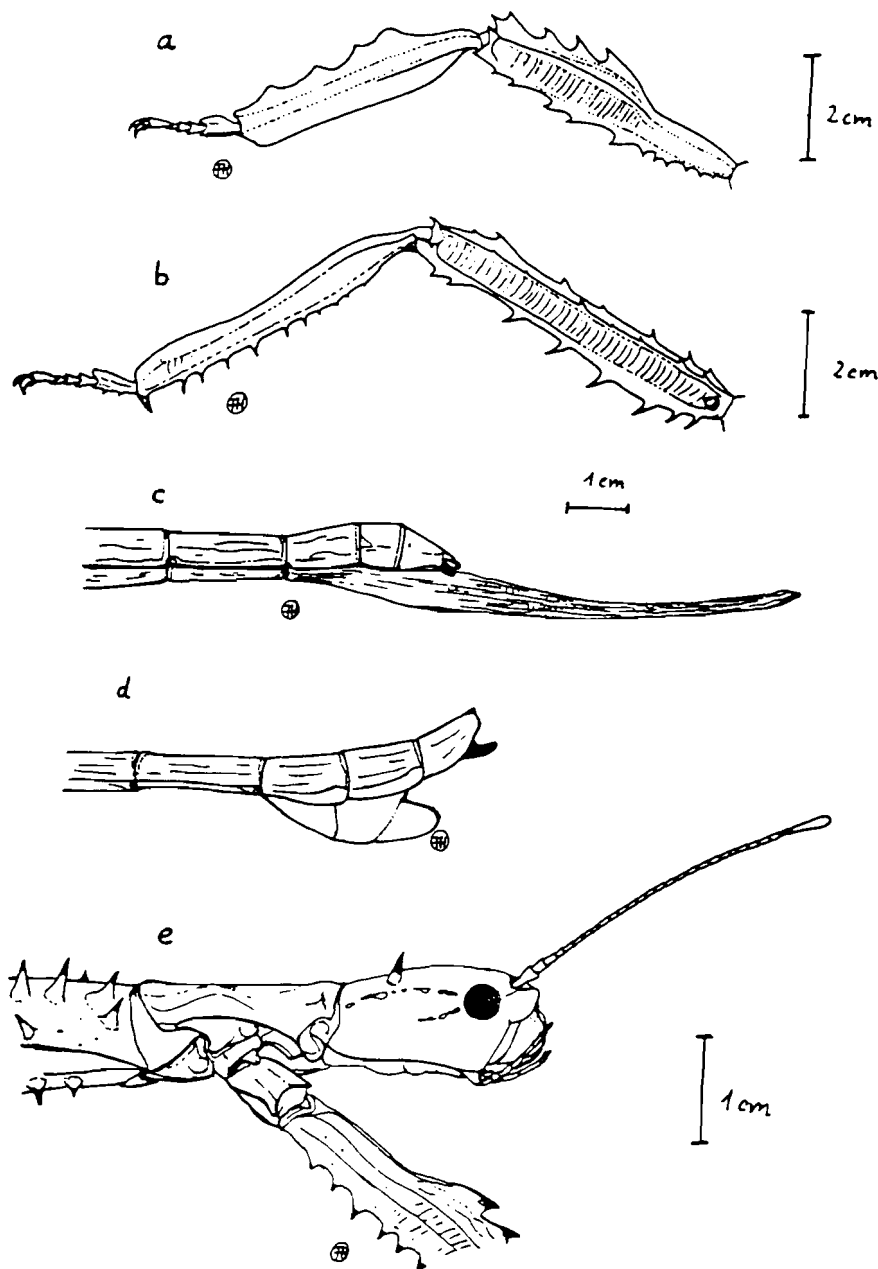


Figure n° 2 a : ♀ patte antérieure, b : ♀ patte postérieure, c : ♀ operculum, d : ♂ derniers segments abdominaux, e : ♀ vue latérale de la tête.

Les antennes sont plus longues que chez la femelle, elle font 48 mm environ de longueur. Comme les femelles, les

mâles possèdent une paire d'ailes bien développées d'une envergure d'environ 95 mm. Elles ont une coloration similaire à celle des femelles, mais en plus sombre. Les bords sont verts clair et rouges avec des taches allongées blanches à leur implantation.

LES OEUFS (FIGURE 3)

Ils ont une forme irrégulière, assez aplatie et font un peu penser à un morceau d'écorce. Leur longueur est de 7 à 8 mm environ, pour une largeur de 2,5 mm et une hauteur de 4 à 4,5 mm. Leur couleur est le plus souvent paille, mais parfois certains sont plus foncés sur les côtés; et lorsqu'ils viennent d'être pondus, ils paraissent verdâtres. L'operculum est une petite plaque ovale grisâtre, entourée par un grand cône en forme de "couronne" (similaire chez *Extatosoma tiaratum* (Macleay)). La plaque micropylaire est allongée et joint presque l'oeuf d'un bout à l'autre. Il est intéressant d'observer que si l'on casse un oeuf, son contenu est bordeaux sombre. Ce que je n'ai pu voir que chez *Lonchodes haematopus* Westwood. La plaque micropylaire est petite, environ 2 mm de longueur.

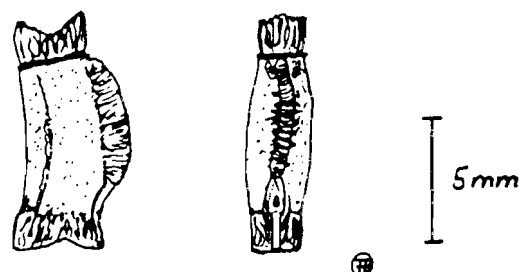


Figure n° 3 : vues latérale et dorsale de l'oeuf

Chaque femelle pond environ deux oeufs par jour, mais peut en pondre jusqu'à quatre quotidiennement. Lorsqu'une femelle est sur le point de mourir, les oeufs deviennent plus petits, comme chez toutes les espèces de *Phyllium*, et généralement n'éclosent jamais. A mon avis, la meilleure incubation est de déposer les oeufs sur de la tourbe humide à une température de 25 à 30°C. Une forte humidité sera maintenue, ainsi il est recommandé de pulvériser de l'eau tous les deux jours. Dans ces conditions les éclosions surviennent au bout d'environ six mois. Hanjo Hellman (membre du P.S.G. n° 956) conserve les oeufs dans ces conditions et m'a rapporté qu'il obtenait un taux d'éclosion proche de 100 %. Pour ma première génération, mon taux d'éclosion a été d'environ 90 %.

LES JEUNES (FIGURES 4 ET 5)

Les éclosions peuvent avoir lieu à n'importe quelle heure de la journée, mais la plupart des miens sont nés l'après-midi, entre 14 et 16 H. Lorsqu'ils viennent de naître les jeunes ont un corps long de 24 mm pour longueur totale de l'insecte de 32 mm et des antennes de 2 mm. La couleur du corps est uniformément brun sombre, devenant plus clair lors du vieillissement du jeune. Les mâles subadultes ont une tache entre les ailes. La tête est assez globuleuse et les antennes sont brun-rouge. Les pattes sont toutes de la couleur du corps, excepté qu'il y a une petite tache brun clair à chaque articulation et que le premier segment des tarses est blanc. Même au premier stade les pattes sont pourvues de petits lobes.

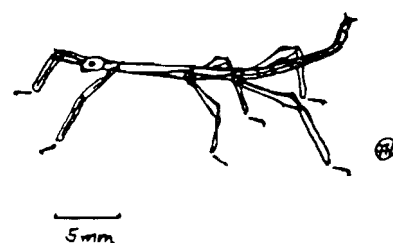


Figure n° 4 : jeune nouveau né

Le sexe des jeunes peut être déterminé à partir du troisième stade, par une petite protubérance à l'extrémité de l'abdomen des mâles. L'operculum des femelles peut aussi être vu à partir du troisième stade, mais il est plutôt tubulaire à la différence de celui des adultes.

Au dernier stade juvénile, il est utile d'isoler les femelles dans des cages séparées afin de leur offrir un maximum de place. Sinon, elles devront être maintenues dans une très grande cage. La position caractéristique de repos des jeunes est intéressante à observer (Fig. 5), car les pattes médianes sont pliées en deux et viennent se plaquer contre le métathorax, les autres pattes étant généralement tenues étendues. Je n'ai jamais vu ce comportement chez les adultes.

DEFENSE

En général, le comportement défensif des phasmes est passif, mais cette espèce montre un remarquable comportement défensif actif. Les jeunes du premier stade sont très actifs et se mettent à courir rapidement lorsqu'ils sont dérangés. Ils relèvent parfois leur abdomen à la manière des jeunes *Extatosoma tiaratum*. Les jeunes plus âgés font de même, ou, au contraire, restent immobiles; alors que les individus subadultes essaieront de pincer avec leurs pattes postérieures.

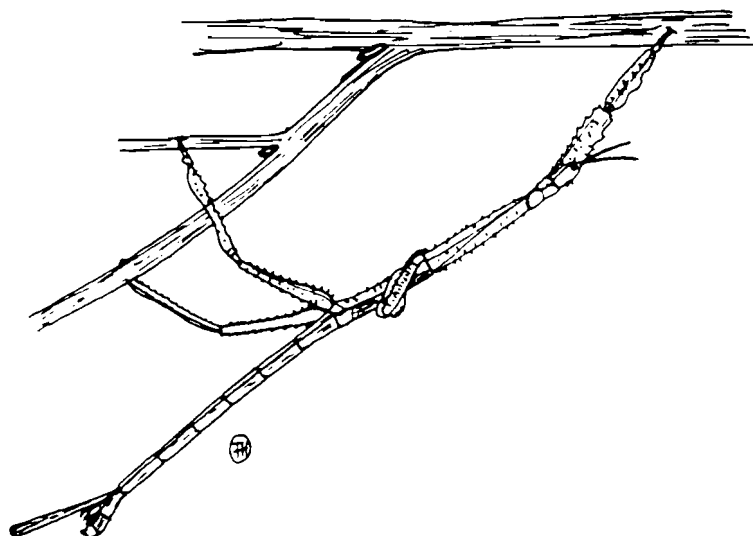


Figure n° 5 : jeune femelle en position caractéristique de repos.

Lorsqu'une femelle adulte, perchée sur sa branche, est tapotée avec le doigt, que ce soit sur une partie quelconque du corps ou sur la tête, elle se met à se déplacer rapidement, tend le

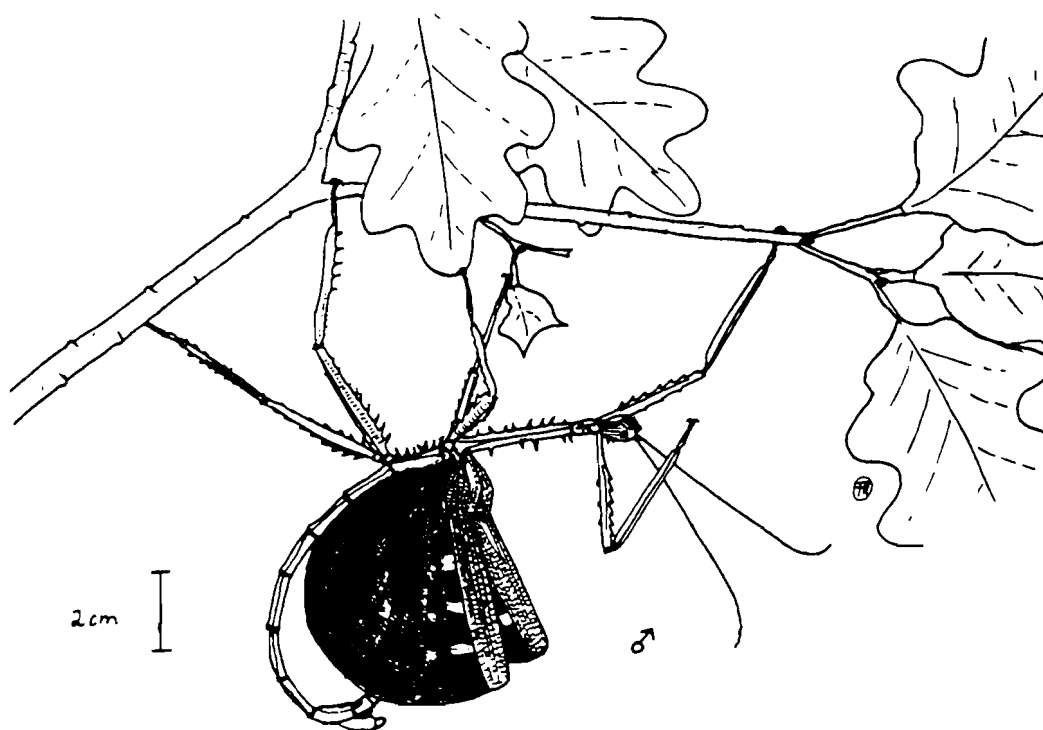


Figure n° 6 : réaction de défense du mâle.

corps, déploie ses ailes, les maintient déployées comme des voiles et pince avec ses pattes postérieures si on continue à la déranger. Il arrive quelquefois que le fait de secouer ou de bouger la branche qui lui sert de support soit une source de perturbation suffisante pour provoquer ce type de comportement.

Lorsque les ailes se déploient elles peuvent émettre un net sifflement à la façon de *Heteropteryx dilatata* ou de *Haaniella* sp.. Le mâle adulte aura le même comportement, mais sera plus rapide et pourra

quelquefois tourner en rond avec les ailes ouvertes pendant plusieurs minutes.

PLANTES NOURRICIERES

Cette espèce mange volontiers du goyavier (*Psidium guajava*), du chêne rouvre (*Quercus robur*) et de la ronce (*Rubus* sp.). De toutes ces plantes, le goyavier semble être préféré.

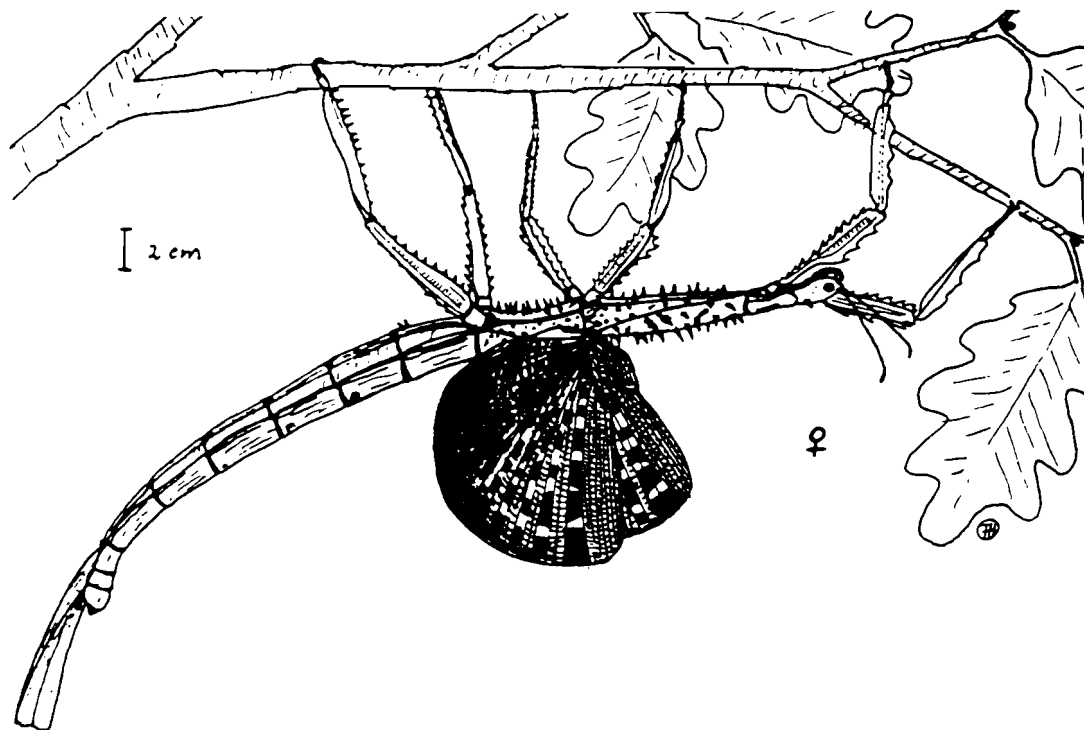


Figure n° 7 : réaction de défense de la femelle.

ELEVAGE

C'est une des espèces les plus difficiles à élever avec succès et beaucoup de gens rapportent avoir eu des problèmes avec elle. Cependant, j'ai obtenu de bon résultats en l'élevant dans les conditions suivantes. Les adultes et les jeunes sont élevés ensemble dans une enceinte grillagée en bois recouverte de feuillage pour fournir une certaine humidité. Il est important qu'il y ait toutefois quelques ouvertures d'aération, car il semble que ces insectes n'apprécient pas une atmosphère trop humide. Lors de la première génération, j'ai perdu quelques jeunes car l'humidité était trop importante. Je les pulvérise d'eau légèrement une fois par jour car les adultes ainsi que les jeunes apprécient de boire les gouttes d'eau sur les feuilles. Les grandes femelles juvéniles nécessitent beaucoup de place pour muer. Les jeunes meurent à tous les stades, mais surtout lors du premier.

REFERENCES :

- Carl, J. (1913) Phasmides nouveaux ou peu connus du Muséum de Genève. *Revue Suisse de Zoologie*, 21(1) : 1-56, pl. 1.
 Coquerel, C. (1861) Orthoptères de Bourbon et de Madagascar. *Annales de la Société entomologique de France*, 4(1): 495-499, pl. 9.
 Paulian, R. (1960) Notes d'Entomologie Comorienne. I. *Revista Entomologie Mocambique*, 3(2): 271-278.
 Redtenbacher, J. (1908) *Die Insektenfamilie der Phasmiden*. Volume 3. Leipzig.

N.D.L.R. : Cette traduction tient compte des remarques faites par J. Sellick dans la Newsletter n° 60 du P.S.G. surtout pour les dimensions de l'oeuf.

Le nom *Achrioptera madagascariensis* avait été accepté par le Prof. M^c Kevan (décédé depuis) suite à une correspondance avec lui, en liaison avec Phil Bragg et F. Le Corre qui en est l'importateur. Cette décision faisait suite à des dessins publiés dans la revue du G.E.P. (n° 5 p. 34, Sept. 1989) et dans la Newsletter du P.S.G. (n° 40 p. 9, Sept. 1989). A l'époque, en 1990, il me semblait logique que ce soit F. Le Corre qui fasse la description de cette espèce. Malheureusement celle-ci n'a jamais été faite. Malgré tout dans une correspondance du 18.6.90 le Prof. M^c Kevan m'a informé qu'après vérifications et en accord avec le "Code International de Nomenclature" le nom *Achrioptera madagascariensis* pouvait être attribué à cette espèce. Le Prof. M^c Kevan considérant alors que les publications du G.E.P. et du P.S.G. pouvaient être considérées comme "officielles".

A. Deschandol

ELEVAGE DE *PHYLLIUM BIOCULATUM* GRAY, 1832

E. Delfosse

Lors de la réunion du groupe le 16 mai 1992, j'ai eu la chance d'acquérir un jeune *Phyllium bioculatum* Gray, 1832 (P.S.G. n° 10).

C'était un jeune au premier stade avec sa couleur rouge caractéristique (Fig. 1). Il changea de couleur six jours plus tard, c'était donc apparemment un jeune de quelques jours lors de son acquisition, car les phyllies ne sont rouges que lors des premiers jours du premier stade. Il faut préciser que dans la nature, les couleurs rouge ou orange signifient "poison" et les prédateurs ne goûtent jamais deux fois un insecte qui est empoisonné (sauf les prédateurs spécialisés ou insensibles) et surtout ils n'oublient pas sa couleur. Je ne sais pas si comme *Oreophoetes peruana* (Saussure, 1868), les jeunes Phyllies sont toxiques. En effet, nombre d'insectes inoffensifs "copient" les formes et les couleurs des insectes toxiques, ils sont ainsi protégés de la plupart des prédateurs.

Les *Phyllium bioculatum* mangent dans leur pays d'origine du goyavier. Il nous est difficile d'élever ces insectes, sur ces plantes, dans nos régions. Une solution consiste à les habituer à des plantes de substitution comme le chêne vert ou la ronce. De plus, il est préférable d'avoir des femelles adultes pour commencer un élevage, elles peuvent pondre suffisamment d'oeufs pour préparer une nouvelle génération et cela même si elles mangent peu la plante nourricière. Sur ces oeufs pondus, seuls quelques individus survivront sur de la ronce, mais peut être suffisamment pour une génération supplémentaire.

Pour en revenir au jeune de mon élevage, il m'a été précisé qu'il fallait une température d'élevage de 22 à 32 °C, ainsi qu'une humidité d'environ 80 %. J'ai donné différentes qualités de ronces afin qu'il ait le choix, mais les ronces ne semblaient pas l'attirer. Le jour de son changement de coloration, il est devenu jaune. Dans le cas où il ne mangerait pas, j'ai installé une bouture de goyavier dans son vivarium. La phyllie buvait souvent, par expérience je pensais que c'était un mauvais signe : elle ne mangeait pas ou peu. Je l'ai donc posé directement sur le goyavier, car les jeunes phyllies ont parfois du mal à trouver leur plante hôte. Mais malheureusement, le soir même elle était morte, l'abdomen collé à une paroi de verre. Déçu, mais pas découragé, j'avais décidé de reprendre cet élevage plus tard, lorsque j'en aurai l'occasion.

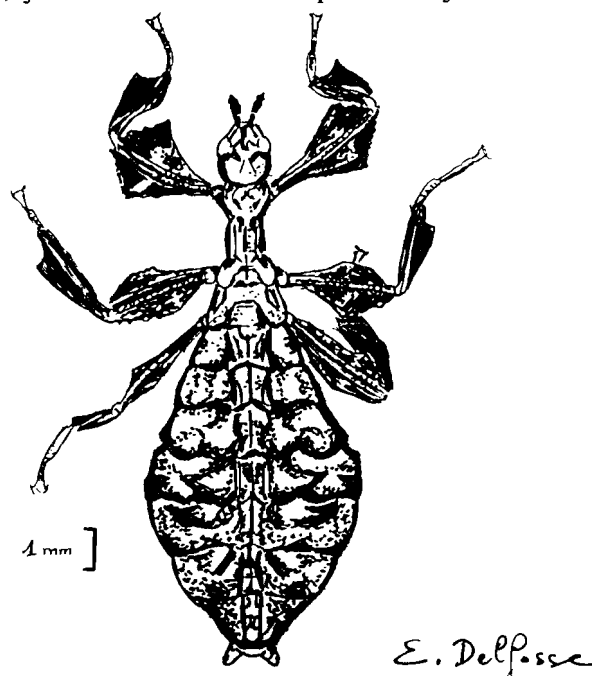


Figure n° 1 : *Ph. bioculatum* au premier stade (1 à 2 jours)

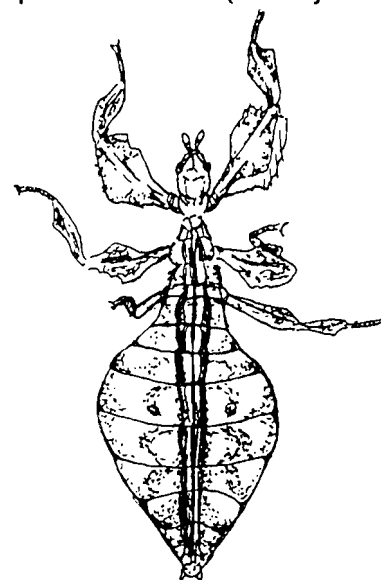


Figure n° 2 : Jeune mâle au deuxième stade

(la patte postérieure gauche a été régénérée)

Au mois d'août de la même année l'occasion j'ai eu l'occasion d'acquérir à nouveau des Phyllies. Une personne, m'a apporté 6 jeunes et 7 oeufs de *Ph. bioculatum* ainsi que des oeufs de *Phyllium celebicum* (De Haan, 1842). Les jeunes étaient au premier et au deuxième stades (Fig. 1 et 2). Les oeufs de *Ph. Bioculatum* m'ont toujours fasciné par leurs formes (Fig. 3). Ces derniers ont une taille de 6 à 7 mm et je précise qu'ils étaient fécondés. L'incubation des oeufs est d'environ 6 à 7 mois. Les jeunes peuvent atteindre 15 mm de longueur au premier stade (de 13 à 15 mm, voir plus). Cela dépend de la taille des oeufs et s'il y a eu ou non fécondation, ainsi que de l'origine des phyllies : il existe effectivement plusieurs tailles selon l'origine géographique chez *Ph. Bioculatum*.



Figure n° 3 : Oeuf de *Ph. bioculatum*

On m'a expliqué que ces insectes provenaient d'un élevage de 250 individus, qu'il y avait un fort taux de naissances mais également une grande mortalité chez les jeunes. De plus, qu'au bout de 2 ou 3 générations, l'espèce périssait ou disparaissait totalement.

Les jeunes cette fois-ci mangèrent correctement et après observations il ne semblait y avoir qu'un mâle pour cinq femelles. Le nombre de mâles semble disproportionné par rapport aux femelles.

En règle générale, les jeunes phyllies sont peu actives, elles se cachent sous les feuilles avec leur abdomen relevé (Fig. 4). Elles dépensent peu d'énergie, juste ce qu'il faut pour manger et éventuellement changer de place. Par contre lors du premier stade, comme chez *Extatosoma tiaratum* (Macleay, 1827), les jeunes sont très actifs.



Figure n° 4 : Attitude caractéristique des jeunes phyllies.

Peu de temps avant la mue (Fig 5), les jeunes arrêterent de manger, il leur faut apparemment trois jours pour se mettre en condition. Pour ce faire, ils se vidèrent l'intestin entièrement par un jeûne. La mue s'est déroulée en une demi-heure (extraction) puis environ 10 minutes ont été nécessaire pour le durcissement de l'exosquelette. L'exuvie a ensuite été entièrement dévorée. Cette mue semble plus rapide que chez la plupart des autres phasmes. Les phyllies muent en plein jour, généralement le matin, en début de matinée (entre 6 et 10 heures). Apparemment, au premier stade, elles restent groupées sur une même feuille ou sur des feuilles proches. Dès la première mue, elles commencent à se disperser, puis par la suite elles ont besoin de plus en plus d'espace. Ceci est également valable pour *Ph. celebicum*.



Figure n° 5 : La mue d'un mâle au 3ème stade

Lors de la mue d'un jeune j'ai constaté qu'une patte avait été régénérée, elle se présente sous la forme d'un minuscule "S", à la mue suivante cette patte avait triplé de longueur. Alors que ce même individu avait aussi perdu une autre patte, cette deuxième s'est reconstituée en une seule fois. Pourquoi cette différence ? Pourquoi certaines pattes sont régénérées plus rapidement ? Cela est peut-être lié au niveau où la cassure s'est effectuée. L'âge du phasme semble important, plus il est jeune et plus la régénération semble rapide.

Un peu plus d'un mois après l'acquisition de ces insectes, il me restait 7 individus en élevage. Les naissances se poursuivirent encore et il restait 4 oeufs.

A partir du troisième stade les mâles sont plus petits que les femelles, leur corps est plus fin et plus pointu et les antennes sont plus longues (Fig. 6). Au quatrième stade, les



Figure n° 6 : Tête d'un mâle au 3ème stade

mâles possèdent des vestiges d'ailes et d'élytres (Fig. 7), chez la femelle, au même stade, c'est à peine visible (Fig. 8). En fait, on remarque chez une femelle adulte (Fig. 9), qu'elle a des élytres très développés. En poussant la curiosité un peu plus loin, en soulevant les élytres, on constate la présence de minuscules embryons d'ailes. Les femelles ont-elles gardé, lors de l'évolution, leur élytres pour le camouflage ou pour protéger leur abdomen très fragile ? En tous cas, les mâles adultes (Fig. 10) vols très bien. Le vol ne dure généralement que quelques secondes, mais ils sont capables de faire des acrobaties et d'effectuer des virages serrés!

Après la sortie de l'oeuf ou de la mue, les excroissances latérales de l'abdomen ne sont pas immédiatement dépliées ou développées (un peu comme les ailes membraneuses qu'un adulte va "gonfler"). Il faut au moins 5 minutes, souvent plus, pour les voir se déplier.

Les Phyllies ont la réputation d'être très émotives. Elles dansent quelques fois lorsqu'elles sont inquiétées (Spreter, Pour que dansent les phyllies. M.D.P. n° 19: 16-21; 21: 4-5; 22: 15-16; 25: 12-15) : elles se dandinent élégamment,



Figure n° 11 : Femelle au 3ème stade

d'une façon un peu plus complexe que chez les autres phasmes. Elles relèvent l'abdomen et remuent de gauche à droite et inversement, effectuant une sorte de demi-cercle avec leur abdomen et s'avancent d'avant en arrière, se dandinant en marchant (Fig. 11). Certains pensent qu'elles imitent les feuilles caressées par une légère brise. Mais l'ironie de cette affaire, c'est qu'on les détecte beaucoup plus facilement lorsqu'elles remuent de la sorte. Elles ne se dandinent pas forcément pour fuir, il arrive qu'elles ne se dandinent que pour changer de place. De même, lorsqu'elles sont inquiètes et qu'elles n'avancent pas

leur corps, leurs antennes peuvent s'agiter très rapidement de haut en bas à intervalles irréguliers. Après un "stress" on retrouve parfois plusieurs individus sans pattes ou presque, sur le sol, s'agitant vigoureusement.

Ne comprenant pas trop l'origine de ces perturbations, j'ai décidé de ne plus toucher mes phyllies et de prendre des précautions pour nettoyer le vivarium. Pour renouveler les plantes, on coupe les tiges portant des individus, lorsqu'on a fini de changer et nettoyer le vivarium, on peut alors remettre les branches coupées sur lesquelles sont restés les insectes. Ce système semble fonctionner, car depuis il n'y a pas eu de nouveaux morts par le "stress" !

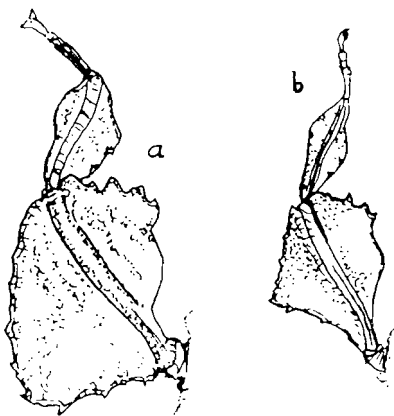
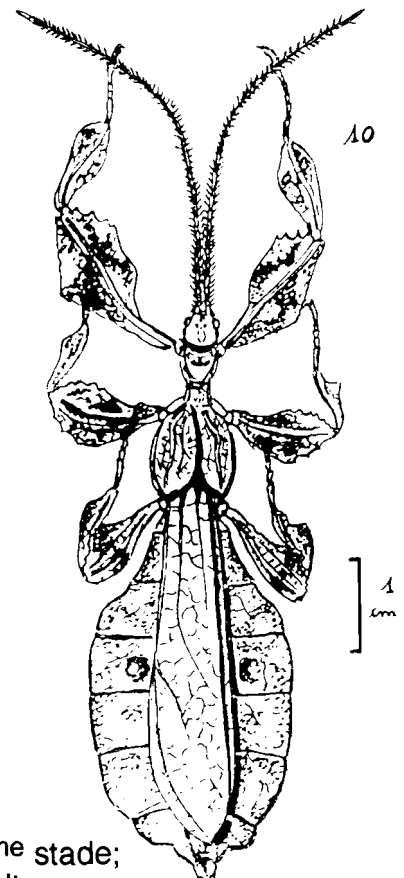
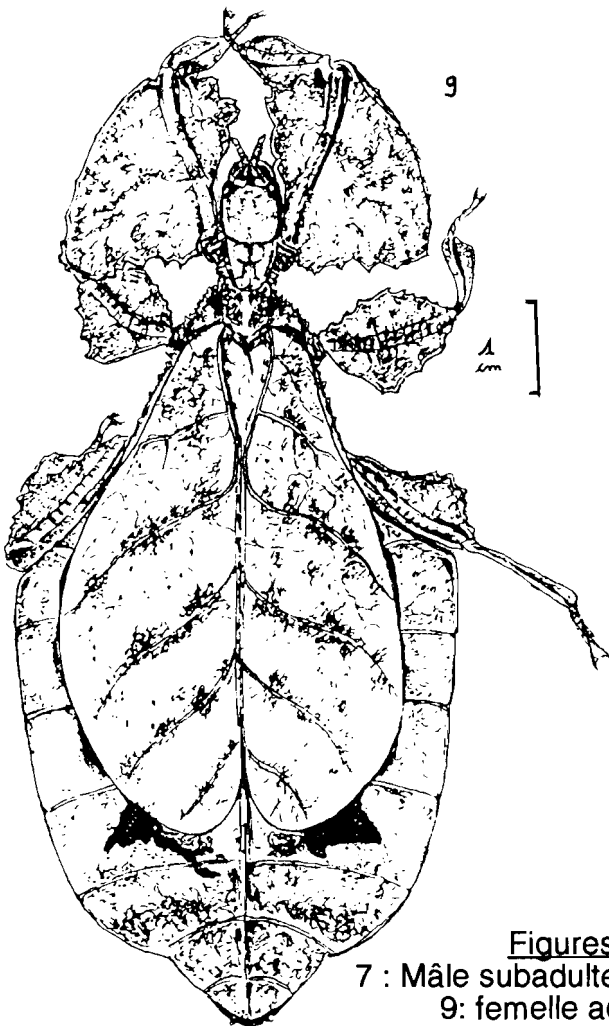
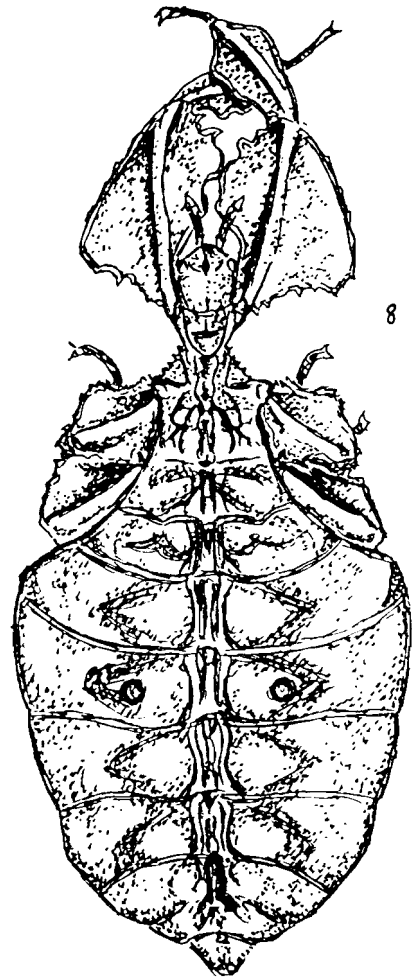
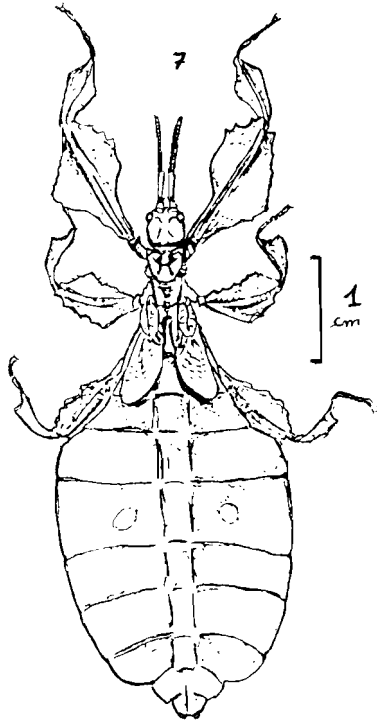


Figure n° 12 : Pattes antérieures d'une femelle (a) et d'un mâle (b) adultes

Au quatrième stade les femelles sont faciles à différencier des mâles, elles possèdent de petites antennes, deux fois plus petites que celles du sexe opposé. Leur abdomen se termine différemment et surtout les pattes antérieures ont des contours bien caractéristiques (Fig. 12).

Les *Ph. bioculatum* ont tendance apparemment à se chauffer ou à se réchauffer au plafond, sous le grillage du couvercle, au risque de griller vives. Car l'éclairage et le chauffage se trouvent dans le couvercle au dessus du grillage (Fig. 14). C'est d'ailleurs pour cela que j'estime nécessaire d'utiliser des ampoules qui ne sont pas trop puissantes. J'utilise une rampe d'éclairage comportant deux ampoules, l'une pour la lumière, l'autre pour la chaleur, la seconde est bien sûr plus puissante. Un autre danger guette parfois les phyllies lorsqu'elles sont au plafond : elles peuvent avoir des difficultés pour



Figures n° 7, 8, 9 et 10 :
 7 : Mâle subadulte; 8 : femelle au 4^{ème} stade;
 9 : femelle adulte; 10 : mâle adulte

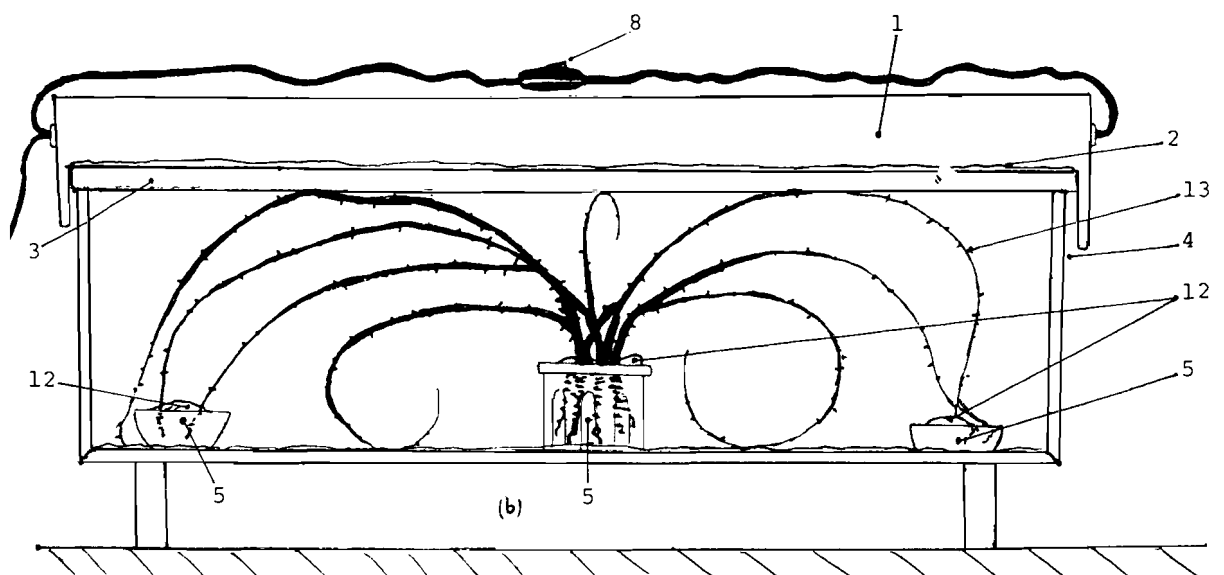
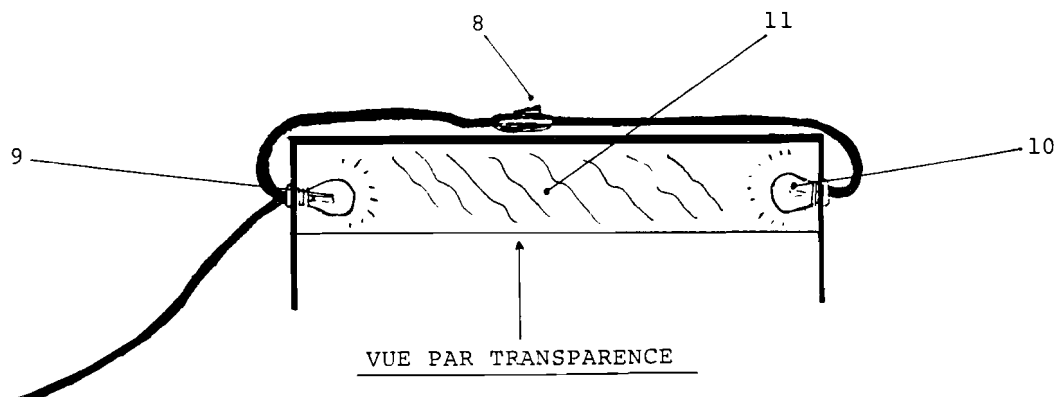
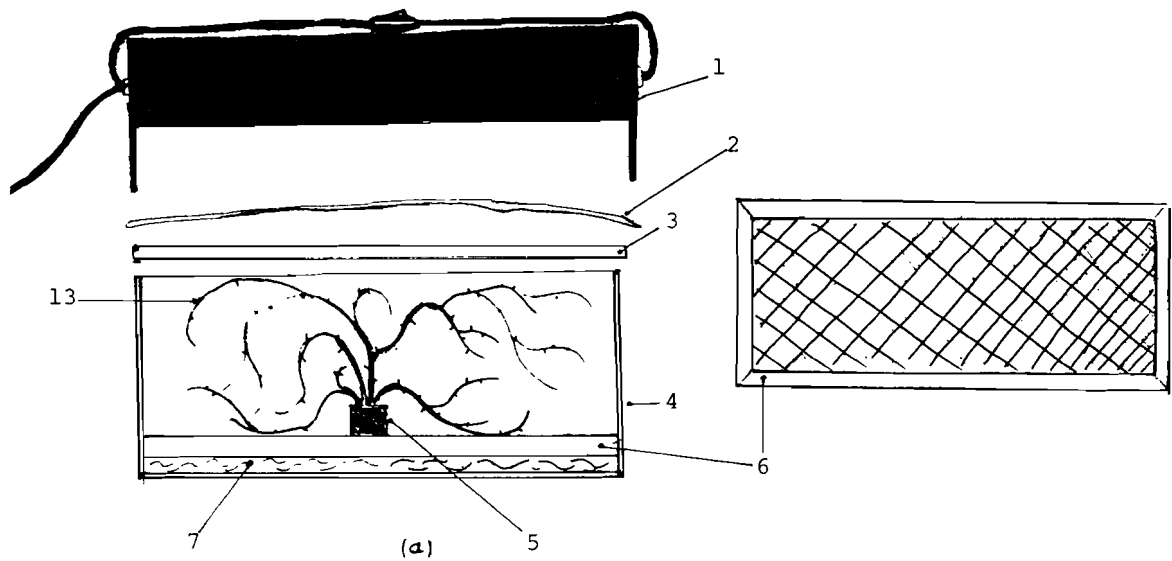


Figure n° 14 : (a) petit vivarium; (b) grand vivarium.

E. Delfosse

1. rampe de chauffage; 2. feuille plastique; 3. couvercle grillagé; 4. vivarium; 5. pot rempli d'eau; 6. cadre grillagé; 7. cadre de bois; 8. interrupteur; 9. ampoule d'éclairage; 10. ampoule "chauffante"; 11. réflecteur; 12. papier absorbant; 13. ronces.

retrouver leur plante nourricière, notamment durant les premiers stades. Pour éviter ce genre de problème, je conseille de placer les jeunes dans un terrarium plus petit. Puis de les transférer dans des vivariums de plus en plus grands au fur et à mesure de leur croissance. Mais attention, car plus ils grandissent et moins ils supportent leurs compagnons. Mon petit vivarium mesure : 15 cm de large, 20 cm de haut et 30 cm de long. Mon second quant à lui mesure : 30 cm de large, 40 cm de haut et 75 cm de long (Fig. 14).

Afin d'éviter que les jeunes meurent de faim ou de soif, j'ai installé des pots remplis d'eau recouvert de papier absorbant. Ce système permet de multiplier les points où les phyllies peuvent s'abreuver, mais aussi de mieux répartir les ronces afin que les plantes frôlent le plafond, le sol et les parois. Ainsi, les phyllies n'ont pas à aller loin pour trouver de quoi manger.

Au début du mois de novembre 1992, une femelle passa au cinquième stade. Entre chaque mue l'augmentation de taille semble exceptionnelle. Il me semble parfois qu'elles ont doublé de taille, or ce n'est qu'une impression, car elles ont seulement grandi au maximum de 1,25 fois leur taille initiale, ce qui n'est déjà pas si mal.

Au stade subadulte les femelles ont des élytres courts. Leur couleur verte se tache de petites marques rouille et marron au fur et à mesure que le temps passe. L'homochromie et le mimétisme de ces créatures sont vraiment fantastiques. Plus la femelle porte de taches sur sa "robe", plus elle est âgée. Ceci est valable aussi bien pour les subadultes que pour les adultes.

A la mi-novembre le seul mâle restant est devenu adulte. Mon élevage était donc en mauvaise posture, car le mâle ne vit qu'entre 15 j et 1 mois. Or, il n'aura pas l'occasion de s'accoupler avec les femelles car celles-ci étaient encore trop jeunes. Les mâles sont souvent adultes deux mois avant les femelles. Vers la fin décembre une femelle est devenue adulte mais le mâle ne s'intéressait plus à elle. Alors que jeune adulte il semblait obnubilé par les femelles subadultes, le voilà maintenant trop vieux. Malgré les multiples tentatives de ma part pour les rapprocher, il préférerait manger ! Quelques jours plus tard il ne mangeait même plus.

CONCLUSION

- évitez de toucher les phyllies
- évitez de mouiller ces animaux
- évitez de surchauffer le vivarium (18-22 °C suffisent)
- évitez de trop humidifier (80-85 % suffisent), pas de buée
- surveillez-les au maximum
- utilisez un petit vivarium pour les premiers stades
- ne pas trop déranger l'élevage
- mettre de la nourriture fraîche régulièrement
- favorisez les échanges de souches
- évitez les oeufs non fécondés

Une chose demeure évidente : les *Phyllium bioculatum* restent des insectes délicats. Ne vous attendez pas à un miracle. Je ne suis sûr de rien, on peut subir des échecs sans en comprendre les raisons. C'est un mystère et un des charmes de ces étranges et merveilleuses créatures.

A suivre ...

Bon élevage...



SOMMAIRES DES ARTICLES PARUS EN 1994

MDP n° 25 : Mars 1994

Graines de ... phyllies.....	A. Deschandol	page : 3
La naturalisation des phasmes.....	P. Lelong.....	page : 5
Pour que dansent les phyllies (suite).....	V. Spreter.....	page : 12
Les dangers de l'utilisation d'une lampe frontale sous les tropiques.....	Dr. F. Seow-Choen.....	page : 16
Longueurs comparées des mâles et des femelles chez les phasmes.....	P. Lelong.....	page : 17
Une escapade d' <i>Eurycantha calcarata</i> (Lucas, 1869).....	E. Delfosse	page : 18
Observations d'élevages	E. Delfosse	page : 19
Ronce ou pas ronce ?.....	A. Leclercq.....	page : 21

MDP n° 26 : Juin 1994

Les Loris aiment aussi les phasmes !	A. Deschandol	page : 4
Réaction à propos de l'article de V. Spreter	F. Sordet	page : 5
Observations dans mon élevage.....	P. Léon.....	page : 6
Commentaires sur l'observation et l'expérimentation dans <i>Le Monde Des Phasmes</i>	D. Rastel.....	page : 7

MDP n° 27-28 : Octobre-Décembre 1994

Etude <i>in situ</i> de la mobilité du phasme <i>Clonopsis gallica</i> (Charpentier, 1825)	G. Garnier, F. Langlois et P. Lelong.....	page : 3
"Première partie"		
Une approche personnelle de la simplification des conditions d'élevage des phasmes.	D. Rastel.....	page : 10
Observations sur la régénération de différents membres	E. Delfosse	page : 14
Observation sur les pattes régénérées chez <i>Eurycantha calcarata</i> Lucas, 1869.....	O. Coiffier	page : 16
La croissance des ailes chez le mâle de <i>Phyllium bioculatum</i> Gray, 1832.....	V. Spreter.....	page : 17
Les oeufs "perçants les feuilles" d' <i>Asceles</i> Redtenbacher, 1908	J. Sellick	page : 19
Description de trois individus intersexués (ou gynandromorphe) chez <i>Oreophoetes peruana</i> (Saussure, 1868).....	J.M. Aubin.....	page : 21
Etude <i>in situ</i> de la mobilité du phasme <i>Clonopsis gallica</i> (Charpentier, 1825)	G. Garnier, F. Langlois et P. Lelong.....	page : 23
"Deuxième partie"		
<i>Achrioptera</i> sp., P.S.G. n° 149	F. Hennemann.....	page : 29
Elevage de <i>Phyllium bioculatum</i> Gray, 1832 ...	E. Delfosse	page : 35

INDEX DES ESPECES DES NUMEROS DE 1994

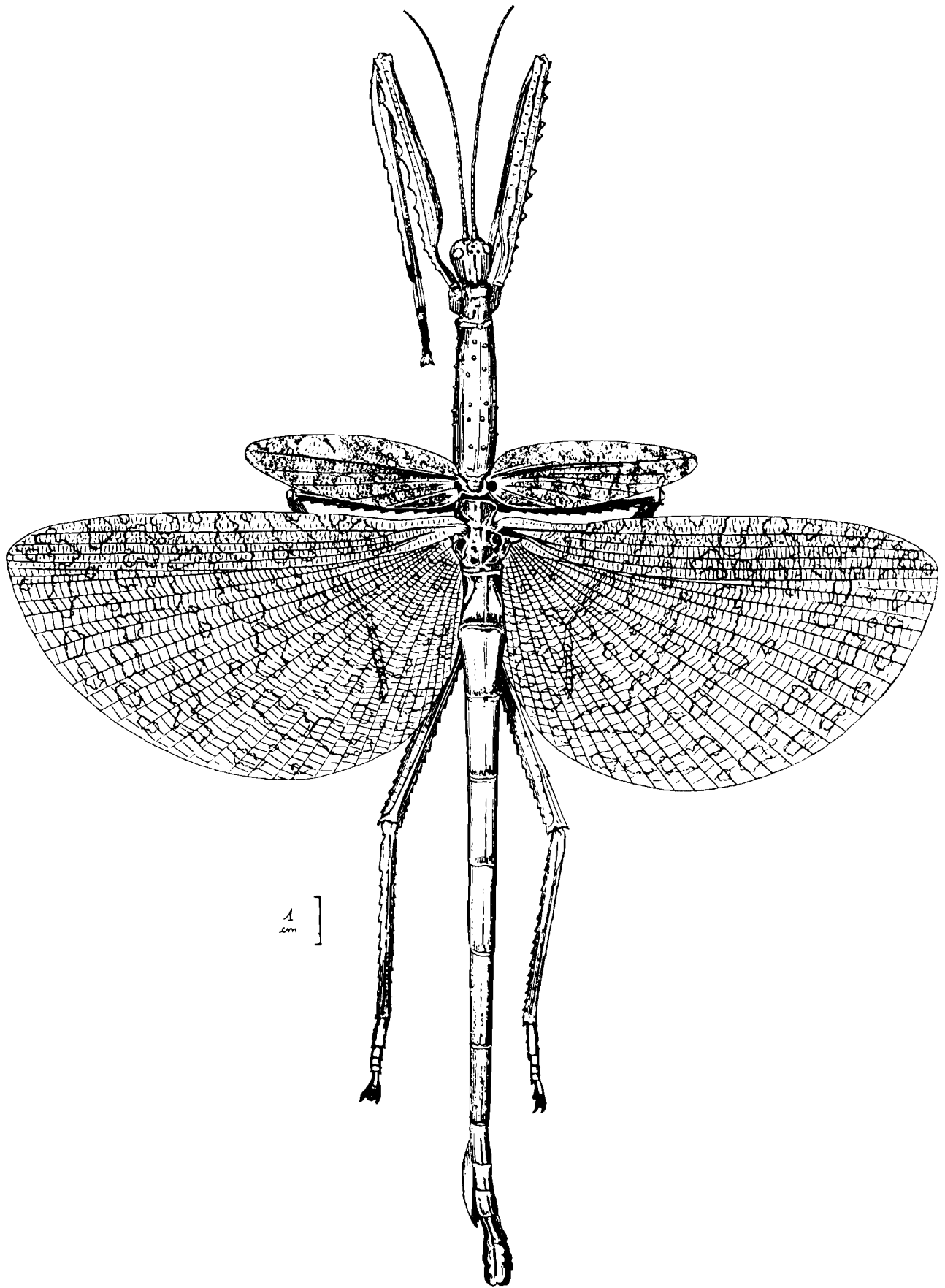
Notation : Genre espèce → numéro de la revue: première page de l'article concerné, etc. ...

- Achrioptera composita* → 27-28: 29
Achrioptera griveaudi → 27-28: 29
Achrioptera intermedia → 27-28: 29
Achrioptera punctipes → 27-28: 29
Achrioptera sp. (P.S.G. n° 149) → 27-28: 29
Acrophylla wuelfingi → 25: 19, 25: 21
Anisomorpha → 25: 19
Aretaon asperrimus → 27-28: 10
Asceles → 27-28: 19
Asceles margaritatus → 27-28: 19
Bacillus rossius → 25: 25
Baculum extradentatum → 25: 19
Baculum insignis → 25: 21
Baculum thaili → 25: 19, 27-28: 14
Carausius morosus → 25: 19, 27-28: 10, 27-29: 14, 27-28: 22
Clonopsis gallica → 25: 25, 27-28: 3, 27-28: 22, 27-28: 23
Eurycantha calcarata → 25: 18, 25: 19, 25: 21, 27-28: 14, 27-28: 16, 27-28: 22
Eurycantha coriacea → 26: 5, 26: 6
Eurycantha sp. (P.S.G. n° 44) → 27-28: 22
Extatosoma tiaratum → 25: 21, 27-28: 14, 27-28: 22, 27-28: 22
Haaniella sp. → 27-28: 28
Heteropteryx dilatata → 26: 5, 27-28: 22, 27-28: 29
Lamponius guerini → 25: 19, 27-28: 10
Leptynia hispanica → 25: 25
Libethra regularis → 25: 21
Lonchodes brevipes → 27-28: 14
Lonchodes haematomus → 27-28: 29
Oreophoetes peruana → 27-28: 21
Paramyronides perakensis → 25: 19
Parapachymorpha spinosa → 25: 21
Phaenopharos sp. (P.S.G. n° 104, Red Micro Wings) → 25: 21
Phyllium → 25: 3, 25: 12
Phyllium bioculatum → 25: 3, 25: 12, 26: 5, 27-28: 14, 27-28: 17, 27-28: 35
Phyllium celebicum → 25: 12
Phyllium giganteum → 25: 3, 25: 12
Phyllium scytte → 25: 3
Phyllium siccifolium → 25: 12
Raphiderus scabrosus → 25: 19
Sipyloidea sipyulus → 25: 19, 27-28: 10, 27-29: 14, 27-28: 22

INDEX DES SUJETS DES NUMEROS DE 1994

Notation : sujet → numéro de la revue: première page de l'article concerné, etc. ...

accouplement → 25: 19, 25: 12
aile → 26: 5, 27-28: 17
autotomie → 26: 5, 27-28: 14, 27-28: 16
cannibalisme → 25: 19
cartographie → 25: 25
chasse → 25: 16
comportement → 25: 19, 26: 5, 27-28: 3, 27-28: 23, 27-28: 29, 27-28: 35
conservation → 23: 5
croissance → 25: 12, 26: 5, 27-28: 17, 27-28: 35
dimorphisme sexuel → 25: 17
élevage → 25: 12, 25: 19, 25: 21, 26: 6, 27-28: 10, 27-28: 29, 27-28: 35
espèces françaises → 25: 25
expérimentation → 26: 7
graines → 23: 3
gynandromorphes → 27-28: 21
homotypie → 23: 3
lampe frontale → 25: 16
lit de feuilles → 27-28: 10
longueur → 25: 17
mobilité → 27-28: 3
mortalité → 25: 12
mue → 25: 12, 26: 5, 27-28: 17
naturalisation → 23: 5
noisetier → 25: 21
nourriture → 25: 21, 27-28: 35
observations → 26: 7
oeufs → 25: 3, 27-28: 19, 27-28: 29
ponte → 26: 6
régénération → 27-28: 14, 27-28: 16
réparation → 23: 5
séchage → 23: 5
sexe ratio → 25: 19
tropique → 25: 16



Femelle d'*Acrophylla titan* (Macleay, 1826)

(extrait de l'ouvrage de Westwood J.O. (1859) *Catalogue of Orthopterous Insects in the collection of the British Museum. Part. I. Phasmidae. British Museum, London, planche supplémentaire n° 4*).

MODIFICATION DE LA PRESENTATION DE LA REVUE

P. Lelong au nom de la rédaction

Voici maintenant près de quatre ans que la revue a la présentation actuelle.

Il est temps maintenant de chercher à améliorer un peu plus sa qualité. Nous allons donc changer son aspect, sa présentation. A dater du prochain numéro, c'est à dire à partir du numéro 29 de Mai 1995, non seulement la revue changera d'allure mais son contenu sera légèrement modifié.

Pour ce qui est du contenu, la revue garde ces principales rubriques, à savoir :

- le sommaire
- l'avant-propos
- les articles
- les nouvelles publications
- les questions-réponses
- les petites annonces

La présentation subira quelques modifications :

- ① la page de sommaire aura la présentation de la revue n° 26.
- ② Les textes seront séparés en deux catégories : les articles (de plus d'une page dactylographiée ou plus de 1000 mots) et les notes (d'au maximum une page dactylographiée ou maximum de 800 mots).
 - ⇒ Les entêtes des articles auront la structure suivante :
 - ★ Le titre (le titre devra être significatif et représentatif du contenu de l'article. Il sera le plus court possible. Il faudra aussi penser que dans le titre chaque mot pourra être utilisé directement comme mot clé pour les recherches documentaire. Il sera intéressant de constituer un dictionnaire de descripteur afin de choisir au mieux les mots à utiliser.
 - ★ Le nom des auteurs ainsi que les prénoms
 - ★ Les adresses des auteurs, personnelles ou professionnelles.
 - ★ Un résumé d'auteur qui devra être descriptif et informatif de 100 à 150 mots. Les lecteurs devront pouvoir à la simple lecture du résumé, juger de son contenu ainsi que de l'intérêt qu'il présente pour eux.
 - ⇒ Les notes, ne comporteront en entête que le titre, le nom de l'auteur et son adresse.

Les articles et notes seront lus, corrigés, saisis, mis en page et retournés aux auteurs pour acceptation, avant leur publication. Même si ceux-ci n'ont pas été modifiés.

Bonne nouvelle, il y aura dorénavant une rubrique supplémentaire : les fiches d'élevage. J'espère pouvoir en publier deux à chaque numéro. Ces fiches seront peut-être sur des feuilles séparées afin de faciliter leur collection par les membres, merci de me dire ce que vous préférez.

Pour réaliser au mieux tous ces points, il sera indispensable que quelques personnes viennent rejoindre l'équipe qui participe déjà à la réalisation de la revue.

☞ Nous avons besoin :

- de personnes pour créer une équipe "fiches d'élevages", pour réaliser la synthèse des fiches d'élevages. Tous les membres peuvent participer à la réalisation de ces fiches quelque soit leur niveau de connaissance et de temps disponible. Le principe étant de réunir le maximum d'informations pour une espèce donnée et de les transmettre aux personnes qui en feront la synthèse. Il suffit simplement d'envoyer les observations que vous avez en votre possession pour les espèces qui seront prévues.
- de personnes pouvant réaliser à l'occasion des dessins "scientifiques" pour la revue ainsi que pour les fiches d'élevages.
- d'un traducteur Néerlandais/Français, pour la traduction d'articles publiés dans la revue *Phasma* du groupe Germano-Belge.

Il ne faut pas oublier que le seul lien existant entre la plupart des membres c'est la revue. C'est le principal moyen de communication pour la majorité des adhérents. Pour animer la vie du groupe, il faut impérativement que chaque personne participe à la revue, en envoyant des articles, des petites notes d'observation, des dessins ou simplement en posant des questions, des annonces, pour échanger des idées, etc. . On peut par exemple envoyer des idées de bricolage, des plans de cages, les différentes conditions d'élevages, les différents types de chauffages, il faut des informations pratiques. Même les notes ou les questions des débutants seront les bienvenues, il ne faut surtout pas croire que la revue est exclusivement réservée aux personnes confirmées. La moindre anomalie dans un élevage peut être une occasion pour écrire un petit mot.

Essayons ensemble d'améliorer la qualité et l'animation de notre revue.

DERNIERES PUBLICATIONS

P. Lelong

Si une étoile (*) se trouve à la fin d'une référence, elle indique que le résumé (en anglais) de cet article est disponible auprès de Philippe LELONG contre une enveloppe timbrée (ne pas oublier d'indiquer le nom exact de l'article concerné, merci).

- Bassler, U., Nothof, U.** (1994) Gain control in a proprioceptive feedback loop as a prerequisite for working close to instability. *Journal of Comparative Physiology A - Sensory Neural and Behavioral Physiology* 175(1), 23-33. *
- Buschges, A., Kittmann, R., Schmitz, J.** (1994) Identified nonspiking interneurons in leg reflexes and during walking in the stick insect. *Journal of Comparative Physiology A - Sensory Neural and Behavioral Physiology* 174(6), 685-700. *
- Fausto, AM., Carcupino, M., Mazzini, M., Giorgi, F.** (1994) An ultrastructural investigation on vitellophage invasion of the yolk mass during and after germ band formation in embryos of the stick insect *Carausius morosus* Br. *Development Growth & Differentiation* 63(2), 197-207. *
- Floyd, D.** (1994) Stick insects. *Journal of Biological Education* 28(1), 19-22.
- Kimura, S., Yano, M., Shimizu, H.** (1994) A self-organizing model of walking patterns of insects. II. The loading effect and leg amputation. *Biol. Cybern.* 70 (6), 505-512. *

- Kyriakides, TR., Bedoyan, JK., Spence, KD.** (1994) Hemocoel distribution of concanavalin A among the tissues of *Manduca sexta* following bacterial injection. *Comparative Biochemistry and Physiology A - Physiology* 107(3), 529-535. *
- Masetti, M., Fabiani, O., Giorgi, F.** (1994) Secretory activity in the oviductal epithelium of the stick insect *Carausius morosus* (Insecta Phasmatodea). *Bollettino di Zoologia* 61(2), 105-114. *
- Namba, H., Nagayama, T., Hisada, M.** (1994) Descending control of nonspiking local interneurons in the terminal abdominal ganglion of the crayfish. *Journal of Neurophysiology* 72(1), 235-247. *
- Sandoval, C.P.** (1994) Differential visual predation on morphs of *Timema cristinae* (Phasmatodea, Timemidae) and its consequences for host range. *Biological Journal of the Linnean Society* 52(4), 341-356. *
- Scapigliati, G., Mazzini, M.** (1994) *In vivo* and *in vitro* phagocytosis by hemocytes of the stick insect *Bacillus rossius*. *Bollettino di Zoologia* 61(2), 115-120. *
- Zollikofer, CPE.** (1994) Stepping patterns in ants .1. Influence of speed and curvature. *Journal of Experimental Biology* 192, 95-106. *

LES PETITES ANNONCES

C. Brasse

RECHERCHE : *Haaniella echinata echinata* (P.S.G. n° 26), *Eurycantha* sp. (n° 44), *Haaniella echinata scabra* (n° 70), *Epidares nolimetangere* (n° 99), *Eurycantha coriacea* (n° 111), *Haaniella grayi grayi* (n° 125), *Haaniella dehaani* (n° 126). Cétoines : *Stephanorrhina guttata*, *Cheorrhina polyphemus*, *Eudicella ducalis*.

ECHANGE : *Lonchodes haematopus* (P.S.G. n° 36), *Calynda brocki* (n° 52), *Phenacephorus cornucervi* (n° 73), *Baculum insignis* (n° 94), *Lamponius guerini* (n° 101), *Parapachymorpha spinosa* (n° 105), *Aretaon asperrimus* (n° 118). Cétoines : *Eudicella smithi bertherandi*, *Pachnoda aemula*.

DONNE : oeufs de *Carausius morosus* (P.S.G. n° 1), *Sipyloidea sipylus* (n° 4), *Baculum extradentatum* (n° 5), *Baculum thaii* (n° 22), *Eurycantha calcarata* (n° 23) et jeunes de P.S.G. n° 23.
63, Place Maurice Blard 76610 LE HAVRE.

D. Grandreuil

RECHERCHE : pour exposition aquariophile et terrariophile pour le début avril 1995 Phasmes - Cétoines - Criquets - Blattes - etc. ...

Je possède déjà pour cette exposition *Carausius morosus* (P.S.G. n° 1), *Sipyloidea sipylus* (n° 4), *Baculum extradentatum* (n° 5), *Acrophylla wuelfingi* (n° 13), *Eurycantha* sp. (n° 44), *Phenacephorus cornucervi* (n° 73), *Rhaphiderus scabrosus* (n° 82), *Oreophoetes peruana* (n° 84), *Lamponius guerini* (n° 101) et *Haaniella muelleri* (n° 112).
Chemin Penseel CD 79 59495 LEFFRINCKOUCKE.

P. Lelong

RECHERCHE : toutes données sur la localisation des trois espèces françaises pour la constitution de la cartographie. Essayez de préciser si possible le lieu exact de l'observation. Par avance merci.
Les Ormes Bât. A1 31320 CASTANET TOLOSAN.

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** (Les Ormes Bât. A1 31320 CASTANET-TOLOSAN. FRANCE).

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

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 envoyants 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 mars 1995 doivent être envoyées avant le 18 février 1995 dernier délai.

■

*Le Groupe d'Etude des Phasmes
et la rédaction vous souhaitent
une bonne et heureuse année
e n t o m o l o g i q u e
p o u r*

1995