

**GROUPE D'ETUDE
DES PHASMES**

LE MONDE DES PHASMES



Orxines macklottii (De Haan, 1849)

Photo:G.Blondeau

Origine: Java

Numéro 13

MAI 1991

SOMMAIRE

Avant-propos.....	P.E. Roubaud	page : 2
<u>Paraphasma rufipes</u>	P. Deray.....	page : 3
Réalisons un couvoir pour les oeufs de phasmes.....	P. Deray.....	page : 3
<u>Leptynia attenuata</u>	P. Lelong	page : 4
Récolte et conservation des Phasmes.	P. Bragg	page : 9
<u>Lonchodes amaurops</u> P.S.G. n° 100.....	P. Bragg	page : 13
Attention! Les fourmis sont là!	D. Floyd.....	page : 18
Afin de créer des conditions optimales d'éclosion.	F. Chassepoux.....	page : 18
Les phasmes ont-ils des oreilles?	A. Deschandol	page : 19
Albinisme chez <u>Extatosoma tiaratum</u> ?	L. Rogez	page : 19
Une cage d'élevage fonctionnelle, agréable à la vue et peu coûteuse.	J.P. Tranchefeux.....	page : 20
Questions - Réponses		page : 21
Petites annonces		page : 22
Avis aux auteurs d'articles.....		page : 23

AVANT-PROPOS

4EME SALON INTERNATIONAL DES PLUS BEAUX INSECTES DU MONDE

**DU 29 NOVEMBRE AU 1ER DECEMBRE
PARIS CAPITALE DE L'ENTOMOLOGIE**

France entomologie ayant décidé cette année de ne pas organiser l'Exposition Entomologique de Paris, le Groupe d'Etude des Phasmes, jugeant cette manifestation importante pour l'entomologie, a décidé d'organiser cette année le "4^{ème} Salon International des plus beaux insectes du monde" de Paris.

Cette exposition se déroulera du vendredi 29 Novembre au dimanche 1^{er} Décembre 1991 au Parc Floral de Paris.

Les 31 hectares du Parc Floral de Paris constituent une zone de détente, de promenade et de loisirs privilégiée, bien connue des Parisiens et des habitants de la proche banlieue.

Pour le Salon International des plus beaux insectes du monde le G.E.P. a retenu un ensemble de quatre pavillons reliés, au milieu des arbres, des pelouses, et des fleurs.

De part son cadre exceptionnel et sa surface de 1500 m² cette exposition d'insectes est l'une des plus prestigieuses jamais réalisées.

Outre les visiteurs fidèles qui chaque année se déplacent pour visiter le Salon International des plus beaux insectes du monde à Paris, sa situation donnera l'occasion cette année à tous les visiteurs de Parc Floral de venir découvrir les plus belles et les plus spectaculaires espèces d'insectes.

S'occuper d'une telle exposition demande un travail considérable et une organisation qui ne doit comporter aucune faille.

Afin d'assurer cette manifestation le G.E.P. a créé un "comité d'organisation". Composé d'une vingtaine de membres ce comité se chargera de l'organisation et du bon déroulement de cette manifestation, chacun assurant suivant ses possibilités:

- soit un des 11 postes de responsabilités
- soit une tâche précise avant ou pendant l'exposition.

Si vous pensez pouvoir nous aider soit sur place avant l'exposition, notamment en collant chez les commerçants de votre région des affiches, veuillez me le faire savoir le plus rapidement possible, afin que cette manifestation qui sera une des plus grandes expositions entomologiques soit une réussite.

P.E. Roubaud

PARAPHASMA RUFIPES (REDT. 1908)

P. Deray

Ce phasme ressemble à Sipyloidea sipylus (Westw. 1859) mais avec les différences suivantes :

- 1 - Les ailes sont de couleur café au lait et non jaunes.
- 2 - Les larves et les adultes se nourrissent de troène et non de ronces.
- 3 - Les adultes ne cherchent pas à se sauver mais au contraire se cachent dans un coin de la cage pendant la journée et restent immobiles, ils ne se dérangent pas pendant le nettoyage et le changement de nourriture.
- 4 - Les oeufs sont pondus librement et non collés sur les branches et les nervures des feuilles.
- 5 - La femelle pond environ 25 oeufs pendant le temps très court de son existence d'adulte.
- 6 - Les larves éclosent au bout de 2 mois mais sont très virulentes comme celles de Extatosoma tiaratum (Mac leay 1827).
- 7 - Je ne connais pas de mâles ni l'origine de cette espèce.

Je me permet de donner un conseil pour un élevage facile. Préparer à l'avance des pots de fleurs, qui pourront être placés plus tard dans la cage d'élevage, avec 10 à 15 boutures de troène de 20 à 25 cm par pot. Ne laisser que les feuilles de tête. Il est avantageux de faire ces boutures à la fin de l'hiver lorsque les nouvelles feuilles font leur apparition, il faut alors enlever les vieilles feuilles. Il est aussi possible d'employer une poudre spéciale facilitant le bouturage.

Il ne faut pas oublier que les feuilles de troène se déshydratent très vite, même si les branches trempent dans l'eau d'une petite bouteille du type "Orangina", mais les boutures résisteront. Comme ces insectes mangent très peu, elles suffiront pour une ou deux semaines, suivant le nombre de phasmes à nourrir.

REALISONS UN COUVOIR POUR LES OEUFS DE PHASMES.

P. Deray

Procurons nous des boites en plastique du type fromage blanc "JOKEY", mais pas les boites rondes, seulement les rectangulaires de 1 Kg! Lorsque la boite est ouverte le couvercle apparaît transparent. Déposez 2 à 3 cm d'épaisseur de sable très humide dans le fond de la boite, puis sur le sable un petit couvercle de plastique permettant de recevoir les oeufs sur 2 ou 3 épaisseurs de papier absorbant, afin d'éliminer l'excès d'humidité.

Je conseille de construire un mini escalier incliné à 45° pour y poser ces boites. Ce qui évite la condensation sur le couvercle incliné et permet une vue d'ensemble afin de constater les éclosions sans manipuler les boites.

On peut aussi percer quelques trous de 1 ou 2 millimètres dans le couvercle, mais alors il est nécessaire de vérifier de temps en temps l'état de l'humidité du sable.

Lorsque les premières éclosions se présentent, il y a intérêt à enlever définitivement le couvercle et à placer le tout dans une petite cage d'élevage de 20 x 20 x 40 cm avec une tige de la plante nourricière trempant dans une petite bouteille d'eau.

LEPTYNIA ATTENUATA (PANTEL 1890)

P. Lelong

C'est au cours d'une semaine de vacances que je fis la connaissance de Leptynia attenuata, précisément au nord de Madrid dans la Sierra Guadarrama.

Cette espèce est très voisine de Leptynia hispanica (Bolivar 1878).

1. CLASSIFICATION

Leptynia attenuata a été découverte, au voisinage de Castello Branco près de San Fiel au Portugal, en 1890 par J. Pantel.

Classification selon J.C. Bradley et B.S. Galil 1977.

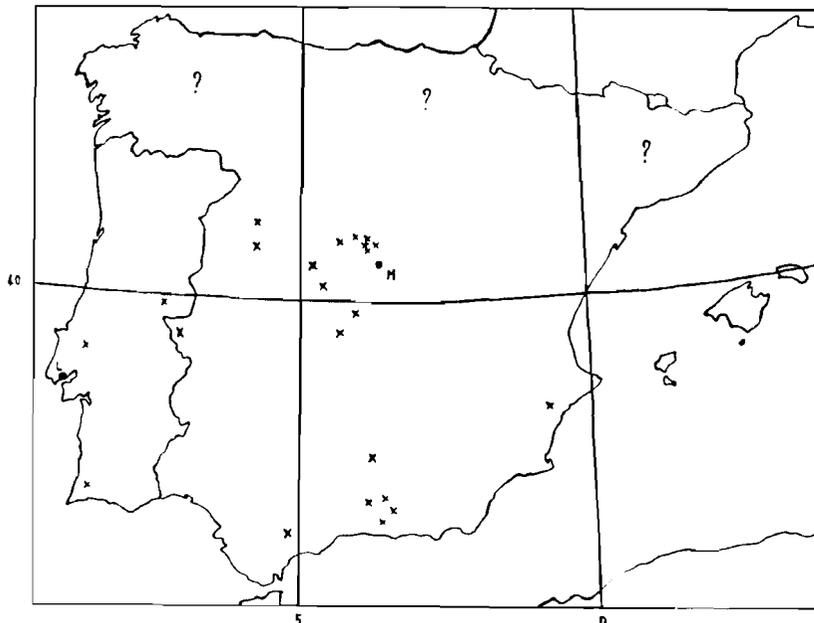
ordre: **Phasmatodea**
sous-ordre: **Anareolatae**
famille: **Heteronemiidae**
sous-famille: **Pachymorphinae**
tribu: **Ramulini**
genre: **Leptynia** Pantel 1890
espèce: **attenuata** Pantel 1890

répartition de cette espèce est l'Espagne centrale et du sud ainsi que le Portugal. Cette espèce n'a jamais été trouvée en France, ni dans le nord de l'Espagne.

3. DESCRIPTION

a) La femelle:

Le corps est allongé, de couleur verte parfois jaunâtre ou brun-rougeâtre avec une ligne blanche longitudinale régulière bien marquée. Les antennes trapues ont 12 à 17 articles. Le méso- et le métathorax sont normalement lisses avec parfois de petites bosses grossières. Les fémurs intermédiaires et postérieurs sont denticulés en dessous à l'extrémité. Le 8^{ème} segment est très allongé (2 fois plus long que le 9^{ème}). La longueur du 8^{ème} segment est souvent en relation avec la forme des oeufs. Les 3 derniers segments ne sont pas soudés ensemble. Le dernier segment est notablement atténué et son extrémité est arrondie, avec une petite proéminence entre les 2 cerques: l'épirocte. Les cerques sont allongés et très saillants dé-



2. REPARTITION

Leptynia attenuata est une espèce endémique de la péninsule ibérique. La

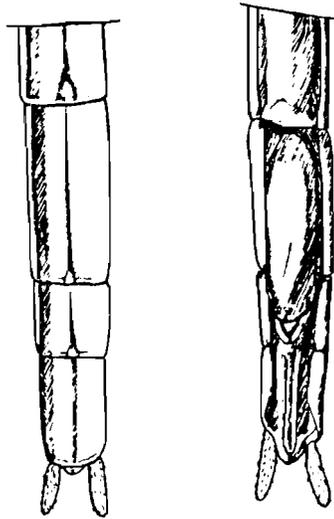
passant nettement l'extrémité de l'abdomen. (Pantel 1890).

b) Le mâle:

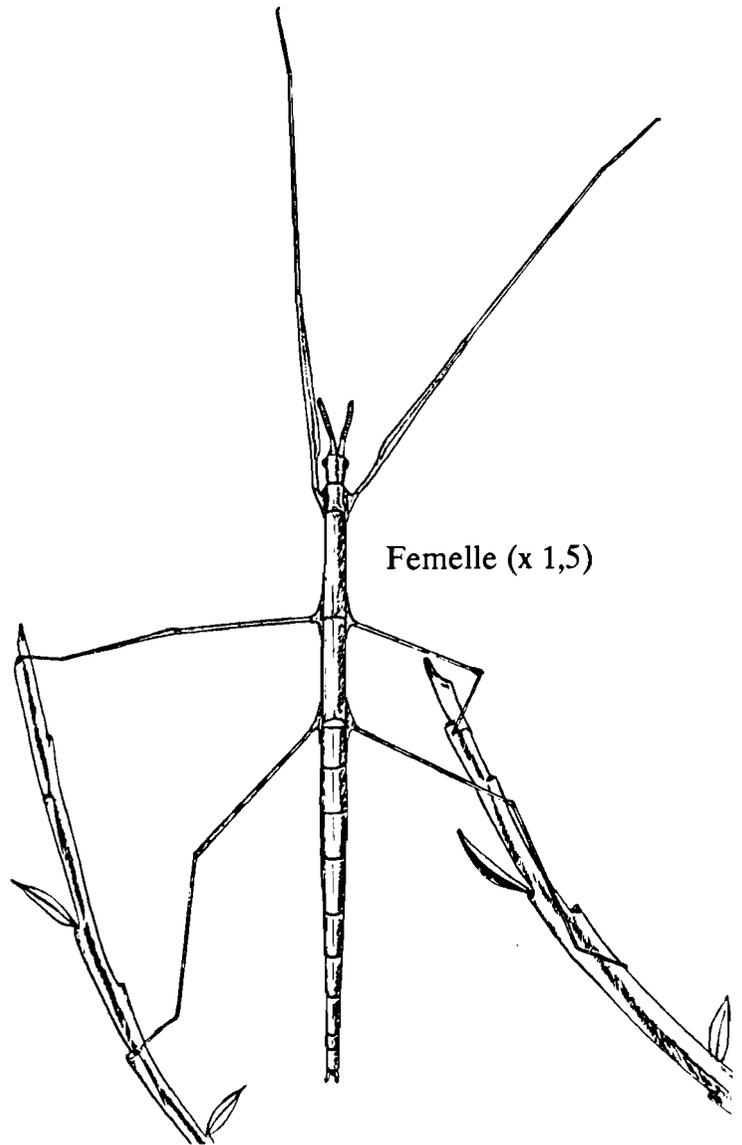
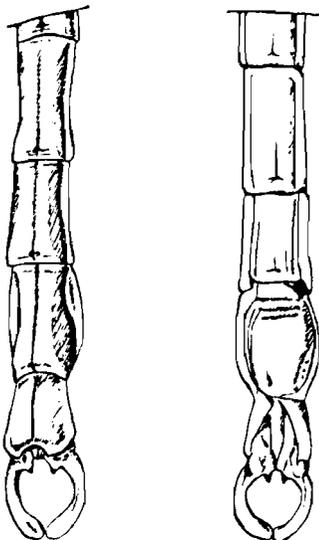
Il est très fin, presque toujours brun avec une ligne longitudinale noire. Les antennes sont longues avec 16 à 17 articles. Les fémurs sont très longs, les intermédiaires et postérieurs ont à l'apex en dessous une carène renflée et denticulée distinctement armée. Le 10^{ème} segment (anal) est nettement plus long

que le 9^{ème} et le 9^{ème} bien plus petit que le 8^{ème}. Les cerques sont dilatés à la base, le tubercule inférieur est allongé en forme de dent, formant un angle aigu avec le cerque de façon à être orienté parallèlement au corps vers l'arrière. Les cerques sont toujours croisés après la mort.

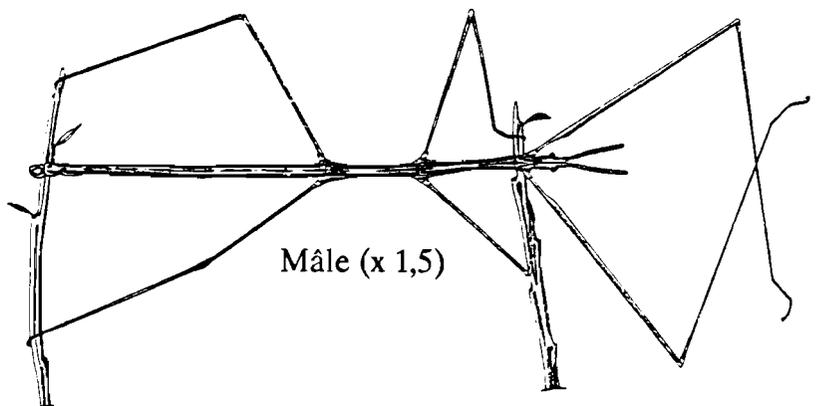
Extrémité abdominale femelle (x 7)
Vue de dessus Vue de dessous



Extrémité abdominale mâle (x 7)
Vue de dessus Vue de dessous



Femelle (x 1,5)



Mâle (x 1,5)

c) Tailles:

Longueur (mm)	mâle	femelle
corps	42-50	48-60
antennes	5,8-6	3,8-4,8
mesonotum	8,5-9	9,5-9,9
fémurs antérieurs.	18-20,5	16-20
fémurs intermédiaires	12-14	13
fémurs postérieurs	15,5-18	13-17

d) Jeunes:

A la naissance, les jeunes sont toujours bruns clair, ils mesurent 11 mm de longueur, ils sont très fins.

e) Oeufs:

Les oeufs sont 4 fois plus long que large, la partie dorsale est plus convexe que la partie ventrale. L'operculum est oblique et orienté vers le haut, sa surface est hérissée de verrues. Il est de couleur plomb avec des marbrures grises. La surface présente des points saillants très fins avec çà et là des crêtes irrégulières blanchâtres. L'aire dorsale est courte ovale allongée atteignant à peine le milieu de l'oeuf.



(x 7,5)

4. BIOLOGIE

a) Biotope

Cette espèce, dans la région nord de Madrid (Sierra Guadarrama), vit surtout sur les genêt Cytisus scoparius (L.) (= Sarothamnus scoparius (Koch.)). Leptynia attenuata vit couramment à une altitude comprise entre 1300 m et 1800 m. Le jour, le phasme se tient sur les flancs de la plante à environ 50 cm de hauteur, plus rarement on le trouve vers la cime de la plante. L'espèce est présente dans les forêts de pins surtout au niveau des clairières, des bords des chemins forestiers et des lisières, mais on la trouve aussi sur les terrains complètement découverts. Les plantes nourricières rencontrées sont: Cytisus scoparius (L.), Cytisus purgans (L.), Genista cinerea (DC), Genista florida (?) et parfois Rosa canina (L.).

b) Comportement

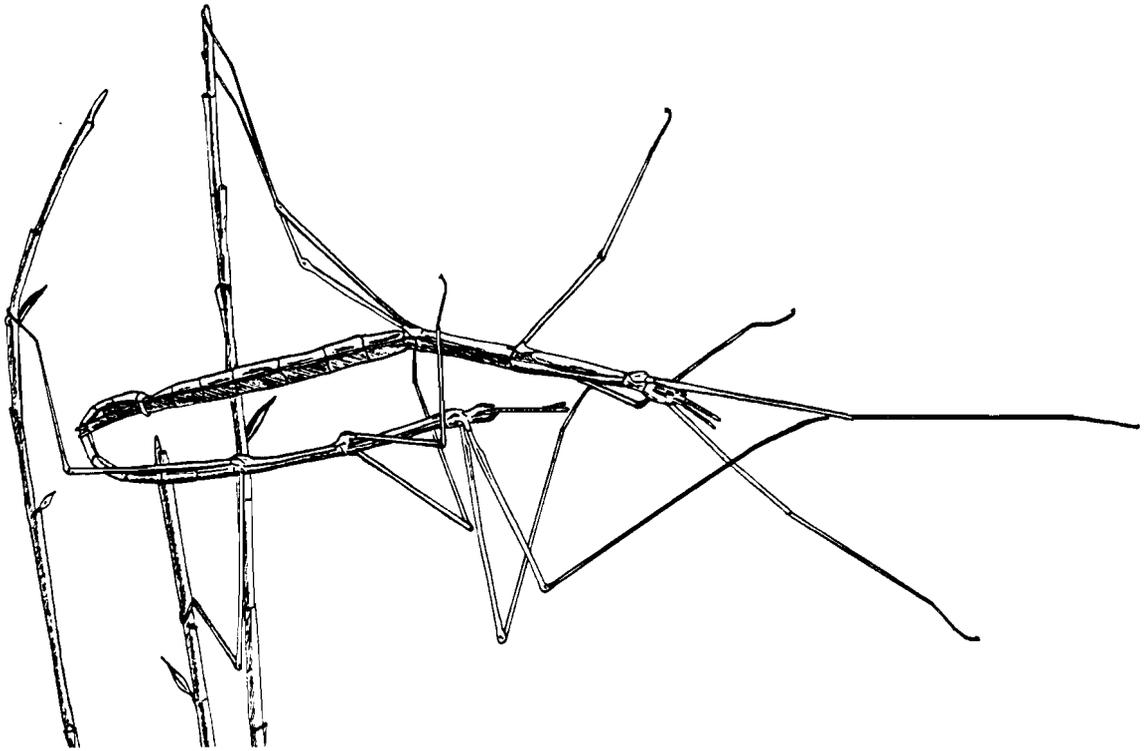
Ce phasme commence à être actif une fois que la lumière commence à tomber, c'est à dire vers 21-22 heures au mois de Juillet. A ce moment, les premiers accouplements commencent ainsi que la ponte. A 23 heures pratiquement toutes les femelles sont accouplées.

aa) Ponte

Contrairement à Leptynia hispanica, cette espèce n'a pas besoin de terre pour la ponte puisque les oeufs sont toujours collés sur les branches, jamais dans la terre. Le comportement pour la ponte est exactement le même que celui de Sipyloidea sipylus (Westwood 1859). Avec son extrémité abdominale la femelle "sonde" tous les supports possibles afin d'y trouver une anfractuosité permettant de recevoir les oeufs. Dès que celle-ci est trouvée, l'abdomen s'immobilise puis quelques brusques contractions se produisent et l'oeuf sort en 2 secondes environ. Il est alors instantanément collé sur le support et abandonné, vient ensuite un second oeuf qui est placé juste à côté et ainsi de suite pour une série très variable de 3 à une dizaine d'oeufs alignés. A la ponte les oeufs sont recouvert d'une substance visqueuse et collante séchant très rapidement en une trentaine de secondes à 32-34°C. L'extrémité abdominale est capable de passer par un trou carré de 1,5 mm de côté, et peut s'enfoncer sur une longueur de 5 à 6 mm. Les oeufs sont pondus sur les ailes tiges de genêt, ainsi lorsque l'oeuf est collé sur la plante, il ressemble beaucoup par la couleur et la taille à une feuille sèche toute noire.

bb) Accouplement

Chez cette espèce, les deux sexes sont également représentés.



Accouplement (x 1,5)

Dans la nature, lorsque l'espèce est présente, la densité des individus est relativement importante, ainsi les rencontres entre les deux sexes ne posent apparemment aucun problème. L'accouplement commence à la nuit tombée et dure pendant plusieurs heures. Le mâle se place sur le dos de la femelle, il incurve l'extrémité de son abdomen, puis recherche une prise avec ces cerques qui enserrant l'abdomen de la femelle. Ils ont exactement le diamètre de l'abdomen de la femelle au niveau du 8^{ème} segment soit 1 à 1,5 mm. Les organes copulateurs sont ensuite déployés et sont mis en contact avec ceux de la femelle, si celle-ci est consentante (immobilité de la femelle puis soulèvement de la plaque sous génitale ...).

c) Parasitisme

Leptynia attenuata est aussi parasité par Thrixion halidayanum (Rond.). (Lelong 1989, Pantel 1898).

Le nombre de femelles parasitées observé est resté faible: 2 femelles parasitées sur 19 femelles observées avec 10 parasites au total. Mais fait extraordinaire, il y avait un mâle parasité avec une larve au 3^{ème} stade. Ceci, est tout à fait exceptionnel, étant donné que le diamètre du parasite à ce stade est supérieur du double au diamètre normal de l'abdomen du mâle à cet endroit (1,5 mm). Comme il fallait s'y attendre, le mâle est mort très rapidement, quelques jours après, et le parasite n'a pas terminé son cycle.

5 - ELEVAGE

L'élevage des adultes recueillis s'est bien déroulé avec du rosier sauvage (Rosa canina) comme plante nourricière. La cage utilisée est une cage très bien aérée identique à celle utilisée pour Leptynia hispanica et Clonopsis gallica (Charp. 1825) et les différents Bacillus. Pour

recueillir les oeufs, une boule de coton hydrophile à été placée à chaque coin supérieur de la cage. En effet, cette espèce (tout comme *Sipylodea sipylus*) pond très bien et préférentiellement dans ces boules. De plus, les observations ont montré que 85 à 90% des oeufs sont pondus dans le quart supérieur de la cage et dans ces boules de coton. Les oeufs y sont très fortement collés. Il est alors impossible de décoller les oeufs directement au risque de les briser. Il est nécessaire de les pulvériser d'eau, la colle est ainsi dissoute, il est alors très aisé de récupérer les oeufs, les sécher et les ranger dans une petite boîte. Dans un coin de la boîte une petite boule de coton est placée et humidifiée de temps en temps mais pas trop.

Au printemps suivant, en élevage, les éclosions commencent dès le mois de Janvier. Les jeunes sont élevés sur un autre rosier sauvage (*Rosa sempervirens*

(L.)) le seul disponible à cette époque de l'année. La croissance est rapide et comparable à celle de *Leptynia hispanica*. Tout comme cette dernière espèce les oeufs peuvent mettre un, deux ou trois ans pour éclore, il n'est pas nécessaire de faire subir une période de froid comme pour *Clonopsis gallica*.

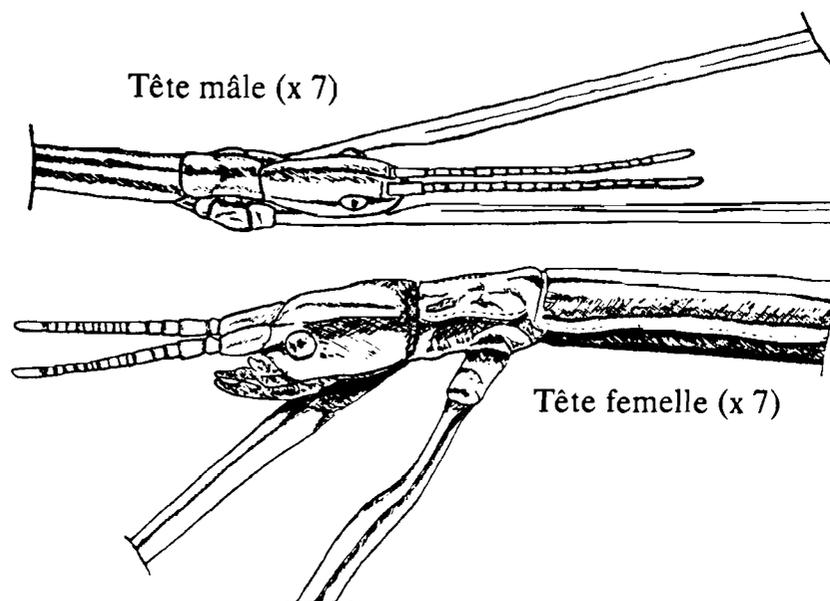
6 - BILAN

La ponte a été en 1990 de 35 oeufs par femelles. Malheureusement la mortalité des jeunes en élevage est très élevé en 1991. Seul un tiers des oeufs ont pour l'instant éclôt. Attendons les années suivantes pour conclure sur la réussite et l'avenir de ce premier élevage. Les espèces européennes restant paradoxalement pratiquement les moins bien connues.

A suivre ...

BIBLIOGRAPHIE

- Bradley J.C., Galil B.S. 1977 : The taxonomic arrangement of the phasmatodea with key to the subfamilies and tribes. Proc. Ent. Soc. Wash. 79 (2): 176-208.
- Lelong P. 1989 : *Thrixion halidayanum* Rond. parasite de *Leptynia hispanica* Bol. Le monde des phasmes n°5 : 19-22.
- Pantel J. 1890 : Notes orthoptérologiques II, Les phasmides d'Europe et des pays limitrophes. An. Soc. Espanica His. Natural n°47 (19) : 371-422.
- Pantel J. 1898 : Essai monographique sur les caractères extérieurs, la biologie et l'anatomie d'une larve parasite du groupe des Tachinaires. La cellule, 15 (1) : 6-290.



RECOLTE ET CONSERVATION DES PHASMES

P. Bragg

Extrait de AES Bulletin (1990) 49, p 271-275

Traduit de l'anglais par S. Mallet.

INTRODUCTION:

De nombreux livres et articles expliquent aux entomologistes comment récolter et conserver les insectes. Beaucoup d'entre eux donnent des conseils et des techniques particulières nécessaires pour certains ordres d'insectes. De nombreux livres donnent des conseils concernant les Orthoptères, cependant je n'en ai pas encore trouvé un qui donne des conseils précis sur la capture et la conservation des Phasmes.

Les Phasmes sont des insectes particuliers qui nécessitent des méthodes adaptées. Ils sont exceptionnels à plus d'un titre, chacun créant des problèmes au niveau de la conservation. On y trouve les insectes les plus grands avec *Pharnacia serratipes* (Gray) qui est le plus grand insecte du monde et *Heteropteryx dilatata* (Parkinson) prétendant au titre du plus lourd insecte (Wood 1976); beaucoup ont un corps très mou et des couleurs vives qui rendent leur conservation difficile. De plus c'est un ordre principalement nocturne et qui peut compter sur un mimétisme voisin de la perfection comme moyen de défense principal.

RECOLTE:

Le domaine de la récolte des phasmes a été brièvement traité. Harman (dans Brock 1985) donne des conseils généraux et j'ai moi-même (Bragg 1988) donné des conseils sur l'équipement pour la capture des phasmes dans la forêt humide. Bien que quelques petites espèces volantes puissent être vues durant la journée, la chasse de nuit est la seule méthode valable pour capturer des phasmes. La technique du battage, suggérée dans le "British Museum guide to collecting" (Cogan et Smith 1974), est peu rentable si l'on ne s'intéresse qu'aux phasmes; vous n'en récolterez que très peu tant que vous ne battez pas la nuit. Dans ce cas, il est aisé de les repérer et de les capturer à la main.

Harman conseille d'utiliser une torche frontale. Ma propre expérience est qu'il serait insensé de partir sans cet accessoire. Les lampes frontales ont pour objectif principal de laisser les deux mains libres pour bouger le feuillage et capturer

les insectes. Sans l'aide d'une lampe frontale, il est nécessaire de chasser avec un partenaire, faute de quoi un nombre non négligeable d'insectes s'échappera si le chasseur tente de les capturer avec une seule main. Un filet à manche court peut être utilisé pour capturer des espèces en vol ou pour emprisonner les insectes le temps d'ouvrir un container. Un filet à long manche est rarement utile et généralement trop encombrant pour qu'il vaille la peine de l'emporter. La meilleure technique consiste à placer le filet sous le phasme et d'approcher votre main de l'insecte par le haut. Beaucoup d'espèces se laissent tomber dans le filet quand elles sont dérangées.

La majorité des espèces se rencontrent dans les régions tropicales principalement dans les forêts humides. Dans ces régions, pour des raisons de confort, il est bon de porter aussi peu d'équipement que possible. Les récipients en verre, lourdes boîtes etc... sont à proscrire.

Si le but est de récolter des spécimens vivants, les insectes peuvent être placés dans un sac plastique avec un échantillon de la plante sur laquelle on les a trouvés. Le haut du sac peut être glissé dans une ceinture portée à la taille. Quand il y a assez d'insectes dans le sac, on le ferme avec un élastique et on l'attache à la ceinture. Si la durée de la récolte dépasse quelques heures, ou si l'on capture des grandes espèces fragiles, les insectes doivent être transférés aussi vite que possible dans des boîtes en plastique.

TUER LES PHASMES:

Généralement, je prépare des insectes qui sont déjà morts, car mon objectif est de capturer des phasmes vivants pour en tenter l'élevage en captivité. Cependant j'ai trouvé l'éther acétique (acétate d'éthyle) efficace pour tuer les phasmes. Si on laisse les insectes trop longtemps à son contact, les couleurs peuvent être modifiées, principalement le vert vif qui virent au jaune pâle. Les oeufs peuvent être tués en les plaçant quelques heures au congélateur.

PREPARATION DES SPECIMENS MORTS:

Le corps des phasmes est relativement épais, généralement mou et se décompose rapidement ce qui nécessite un dessèchement rapide. La lyophilisation donne de bons résultats mais c'est une méthode qui n'est généralement pas accessible à l'amateur et en tout cas, jamais lors d'une collecte à l'étranger. L'un des problèmes majeurs est que les phasmes sont principalement des insectes tropicaux. La plupart des gens ne peuvent les récolter que durant leurs vacances et ne disposent pas de toutes les facilités. Ma méthode de conservation est de dessécher les phasmes dans une enceinte chauffée à 80°C; ceci n'est généralement pas possible lors d'un voyage à l'étranger. La méthode consistant à sécher les insectes au soleil tropical n'est pas très indiquée pour les phasmes. Des couleurs comme le rouge ou le vert tournent rapidement au brun et les gros spécimens ont le temps de se décomposer. La décomposition est un des problèmes majeurs même pour les petits spécimens qui meurent de causes

naturelles, car il peut se passer un certain temps avant que l'on puisse s'en occuper. Sous les tropiques, j'ai utilisé avec succès les deux techniques suivantes:

a) Eviscération et remplissage avec du coton:

Cette technique a été suggérée par plusieurs auteurs pour les gros orthoptères, sauterelles ou criquets (Knudsen 1966) et Durkin (Durkin 1985) a indiqué une méthode pour les phasmes. C'est un procédé laborieux qui donne de bons résultats avec les Heteropteryginae qui possèdent une cuticule épaisse. Elle marche bien également pour les gros spécimens des autres familles mais est beaucoup plus difficile car la couleur disparaît facilement. Si la méthode est bien appliquée, l'insecte se dessèche rapidement et la couleur ainsi que la forme du corps sont conservées. J'ai utilisé avec succès la méthode suivante pour des espèces de la taille de Carausius morosus (Sinéty).

A l'aide d'un scalpel, je fais une entaille entre le métathorax et le premier segment abdominal, j'utilise ensuite une fine paire de pinces pour retirer les viscères. Pour les phasmes trop longs, je fais une seconde entaille entre le quatrième et le cinquième segment abdominal. Je remplis ensuite l'insecte avec du coton blanc. Bien que d'autres couleurs pourraient donner un meilleur aspect dans le cas où la couleur de base se serait perdue, je préfère le blanc car il ne peut pas être confondu avec la couleur naturelle. L'opération de bourrage est très longue car il faut mettre successivement et avec précaution de nombreux petits fragments de coton pour ne pas endommager la cuticule.

Cette méthode présente également l'avantage de pouvoir récupérer des oeufs qui, s'ils ne peuvent pas servir à la reproduction pourront être mis en collection avec les spécimens. Les oeufs de la plupart des espèces n'ont encore jamais été décrits.

b) Injection avec de l'éthanol à 100%:

Une fine aiguille hypodermique et une seringue de 1 à 2 ml peuvent être utilisées pour injecter les petites espèces.

L'aiguille est introduite entre le métathorax et le premier segment abdominal et l'alcool est injecté jusqu'à ce qu'il ressorte par la bouche et l'anus. Dans le cas contraire, une seconde injection est nécessaire pour que la cavité du corps soit complètement imbibée. Les insectes doivent alors être laissés dans un local sombre et bien ventilé. On peut parfois déplorer certaines pertes de couleur avec notamment le vert virant au jaune, mais généralement moins que du fait du soleil. Quelle que soit la méthode utilisée, parmi les deux sus citées, les insectes doivent être mis à sécher dans un local sombre et ventilé.

TRANSPORT DES SPECIMENS MORTS:

Ramener de vos vacances de grands insectes fragiles peut représenter quelques difficultés. Il faut éviter d'avoir à les manipuler à nouveau une fois rentré car des insectes si fragiles seraient inévitablement endommagés. Je prépare les phasmes sur place mais sans les transpercer d'une épingle. Quand ils sont secs, je les place sur un morceau de carton rigide que je recouvre ensuite de papier cellophane. Un certain nombre d'insectes peut ainsi être emballé dans une boîte rigide et revenir en toute sécurité dans les bagages en soute. Si les insectes sont épinglés dans une boîte, il faudra les transporter en bagage à main pour réduire les risques de casse.

PREPARATION ET STOCKAGE:

La préparation des phasmes doit être un compromis entre l'espace occupé, l'apparence et la facilité d'étude. Vous devez savoir quel est le but de votre collection. Si le but est utilitaire, vous devez vous assurer que les pattes et les côtés du corps sont clairement visibles. Il est également souhaitable de n'étaler qu'une des ailes, c'est suffisant pour la taxonomie et cela gagne de la place. Si vous voulez seulement faire une collection décorative, quelques spécimens parfaitement préparés vous suffiront certainement.

En raison de leur taille, on doit s'intéresser particulièrement à la façon

d'épingler les phasmes. Traditionnellement, l'épingle est enfoncée au niveau du prothorax ou du mésothorax qui se trouve être le centre de gravité de l'insecte. Cependant, comme les phasmes n'ont pas l'allure traditionnelle des insectes, le centre de gravité se trouve déplacé et il n'y a aucune raison de ne pas rompre avec la tradition en enfonçant l'épingle ailleurs. Il n'y a pas de "bonne" ou de "mauvaise" manière pour piquer un insecte, il n'y a seulement des manières et la "meilleure" manière. La longueur de l'épingle est importante, surtout avec les grosses espèces. J'utilise souvent des épingles de 38 mm, ceci sous entend que vous devez avoir des boîtes assez hautes.

La longueur des pattes peut poser certains problèmes. Leur position peut avoir son importance. La plupart des espèces ont au repos les pattes médianes repliées vers l'arrière et il semble que ce soit la meilleure manière de présenter les phasmes. Cependant, avec un spécimen ailé, les ailes étalées cachant généralement les pattes médianes si elles sont dirigées vers l'arrière. Comme les pattes sont un élément important pour la diagnose, je présente généralement les pattes vers l'avant quand les ailes sont étalées. Il faut prendre garde à ce que les pattes ne bougent pas pendant le séchage. J'ai déjà utilisé jusqu'à 100 épingles pour maintenir en position les pattes et les antennes d'un gros spécimen. Un autre point à considérer est la place occupée si les pattes sont étalées loin du corps, le phasme peut occuper jusqu'à 10 fois plus de place que si les pattes sont maintenues le long du corps!

Installer un phasme dans sa boîte peut être un problème si l'insecte dépasse la longueur de la boîte. Dans ce cas la seule solution est de la mettre en diagonale ou d'acheter une boîte plus grande! Avec un insecte de cette taille, il est bon, même si l'aiguille est piquée au centre de gravité, de placer deux épingles de part et d'autres de l'abdomen pour éviter que l'insecte ne bouge.

La tendance actuelle consiste à n'utiliser aucun insecticide pour éviter les parasites. Personnellement, je suis partisan d'en utiliser. Un gros phasme peut être

attaqué et gravement endommagé bien avant que la moindre poussière ne vienne trahir la présence du parasite. Le désastre peut être stoppé par l'emploi d'un insecticide de type "Vapona" ou de façon plus écologique en plaçant la boîte au congélateur pendant au moins 24 heures. Cette dernière idée m'a été suggérée il y a quelques années par Henry Berman (AES 5573) et elle s'est avérée très efficace les rares fois où j'ai eu des parasites.

PRESENTATION DES OEUFS:

On a le choix entre deux méthodes: coller les oeufs sur un bristol ou les monter dans des gélules transparentes comme celles utilisées en pharmacie pour les médicaments en poudre. La meilleure méthode est la dernière car les oeufs ne prennent pas la poussière et peuvent être examinés sous toutes les faces.

BIBLIOGRAPHIE:

- Bragg P.E. (1988): Rain forest safari. P.S.G. Newsletter 34: 8-9.
Brock P.D. (1985): The phasmid rearers handbook. A.E.S. Publications.
Cogan B.H. & Smith K.G.V. (1974): Instructions for collectors n° 4a: Insects. 5th. edition
British Museum Natural History.
Durkin A. (1985): Stuffing larger Phasmids. P.S.G. Newsletter 22: 2-3.
Harman A. (1985): Collecting Phasmids in Brock P.D. : 36-38.
Knudsen J.W. (1966): Biological techniques. Harper & Row, London.
Wood G.L. (1976): The Guinness book of animals facts and feats. (2^{ème} édition)
Guinness London.

**LONCHODES AMAUOPS WESTWOOD
1859 (P.S.G. N° 100)**

P. Bragg

Traduit de l'anglais par S. Mallet

CLASSIFICATION:

La femelle a été décrite sous le nom de Lonchodes amauops et dessinée par Westwood (Westwood 1859). Bates (Bates 1865) décrit le mâle sous le nom de L. dispar. Cependant, il omit de mentionner l'épine qui est présente sur la bordure postérieure du cinquième segment abdominal. Cet oubli permit à Günther (Günther 1932) de mettre à tort en synonymie L. dispar et L. pterodactylus Gray.

HISTORIQUE:

J'ai récolté 2 femelles et 3 mâles (jeunes au troisième stade) au parc national de Bako, au Sarawak en décembre 1987 (Bragg 1988). Ils se trouvaient sur des arbustes, à environ un mètre de haut ou au repos sur les plantes au niveau du sol. Une femelle est morte quelques jours après sa dernière mue, la survivante fut à la base d'une colonie prospère. D'autres spécimens furent récoltés en plus grand nombre par Patrick van der Stigchel et moi même dans plusieurs autres localités en Juillet et Août 1989.

AIRE DE REPARTITION:

L'espèce semble largement répandue et abondante au Sarawak dans la région de Kuching. Je l'ai trouvée dans la forêt primaire à Bako, dans la forêt secondaire sur le mont Santubong, au bord de la route au mont Serapi et dans une zone cultivée au village de Bengoh. En 1990, j'ai également trouvé quelques jeunes dans la

forêt secondaire près de Kapit qui sembleraient être L. amauops.

ADULTES:

Comme chez tous les Lonchodes, les deux sexes sont aptères, longs, fins et à allure de brindille. Cette espèce est caractérisée par la présence chez les deux sexes d'une épine à la bordure postérieure du cinquième segment abdominal. Il faut noter que le premier segment abdominal est soudé au métathorax et que par conséquent, ce qui semble être le quatrième segment est en fait le cinquième. Les deux sexes ont quatre épines notables à l'intérieur de l'articulation de la patte médiane. La femelle est très polymorphe. Le mâle apparait sous deux formes de coloration distinctes. La forme dispar qui correspond à la couleur du L. dispar de Bates et la forme viridis qui est verte. Ils ne présentent généralement que peu de variation de taille; le tableau suivant montre les extrêmes obtenus sur environ 100 spécimens.

Taille (mm)	Mâle	Femelle	1° stade
longueur du corps	76-92	92-111	16
antennes	59-65	37-44	7
Patte antérieure	51-57	45-50	9
Patte médiane	33-36	31-34	8
Patte postérieure	44-48	41-46	9

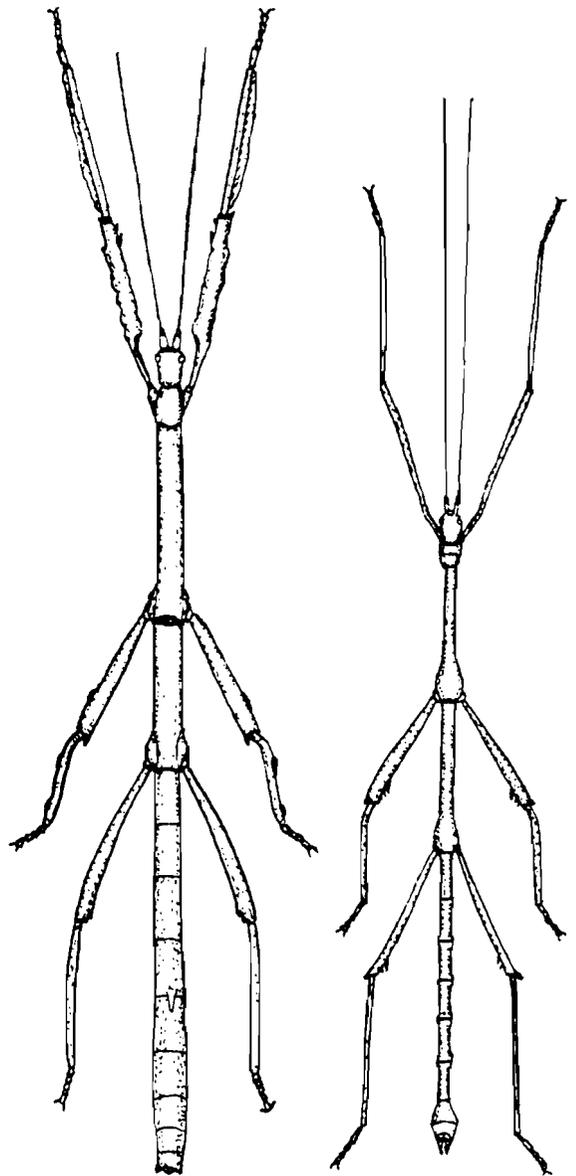
Bien que le mâle ait toujours une épine sur l'abdomen (voir figure), parfois elle se résume à un petit tubercule et ne se voit qu'au microscope. Il y a généralement deux petites épines sur le sommet de la tête. Les mâles de Bako et du mont Santubong sont tous de la forme dispar alors que ceux de Bengoh et du mont Serapi sont de la forme viridis.

Les mâles de la forme viridis sont généralement d'un vert brillant sur tout le corps et les pattes. Cependant on note parfois quelques variations. Certains spécimens ont les fémurs antérieurs rouges et les postérieurs oranges. D'autres ont une nuance rougeâtre sur les fémurs antérieurs et postérieurs. Dans ces cas, il y a toujours du vert à l'extrémité des tibias et toujours une petite tache rouge ou orange à l'articulation entre fémur et tibia.

Les mâles de la forme dispar sont brun clair et vert bleuâtre. La couleur de fond est brun clair et le vert bleuâtre forme une large ligne brisée sur la face dorsale. On retrouve cette bande sur la tête, sur les 4/5^{ème} antérieurs du mésothorax, la première moitié du métathorax et les segment abdominaux 2 à 7. Les pattes sont vert bleuâtre avec, autour de l'articulation et souvent sur l'articulation elle même, une teinte rouge ou orange.

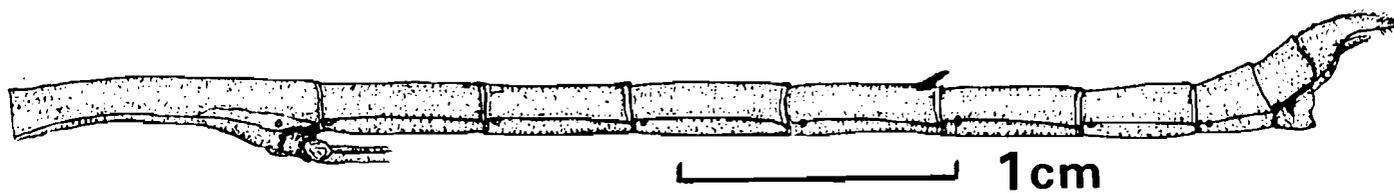
La femelle a une épaisseur presque uniforme de 7 mm environ. La surface du corps est rugueuse avec, chez certains spécimens, de grosses granulations sur le mésothorax. Le sixième segment abdominal présente généralement une protubérance verruqueuse bien développée. Celle-ci varie beaucoup en taille et forme; elle peut être plus large que le corps ou si petite qu'elle est très difficile à voir. L'épine du cinquième segment varie également en largeur, longueur et courbure (voir dessins). Les spécimens de Bengoh et du mont Serapi montrent également des variations à l'arrière du métathorax et à l'extrémité de l'abdomen. On observe parfois un sillon ou une crête, variable en taille, à l'extrémité postérieure du mésothorax et plus rarement sur le 9^{ème} segment abdominal.

Les femelles de toutes les localités présentent des variations de coloration mais, comme pour les mâles, les spécimens originaires de Bako sont moins variables.

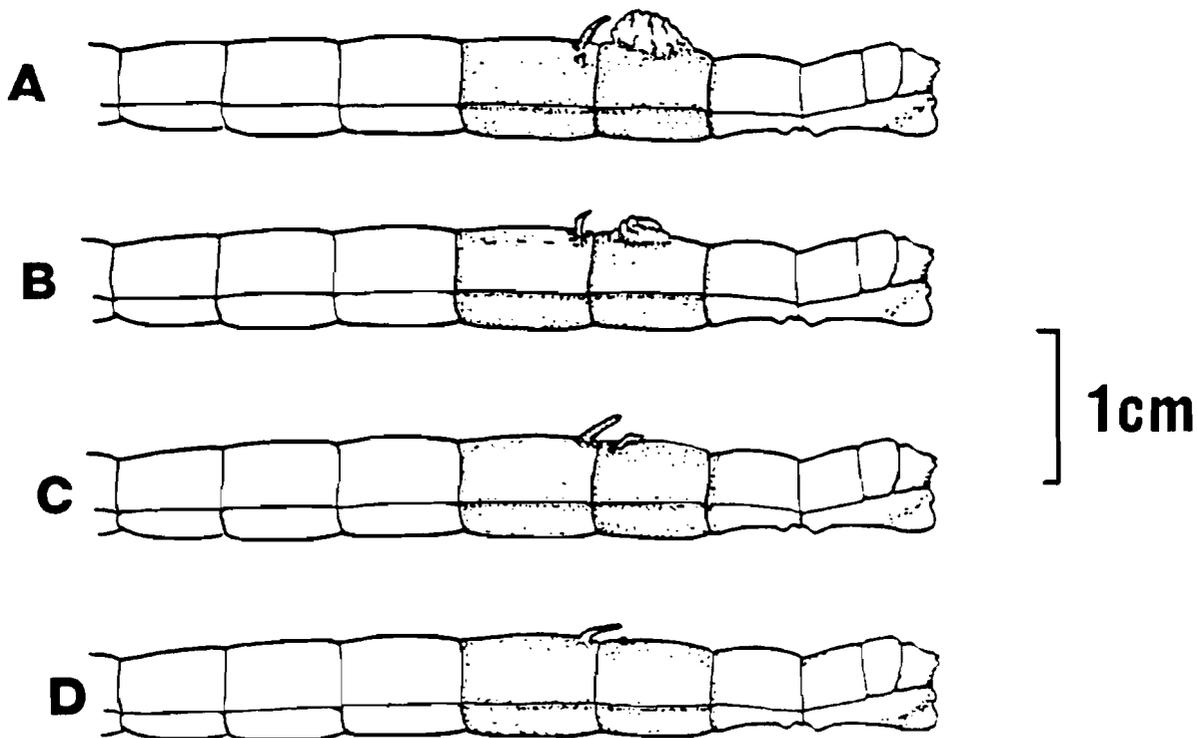


Femelle et mâle (x1)

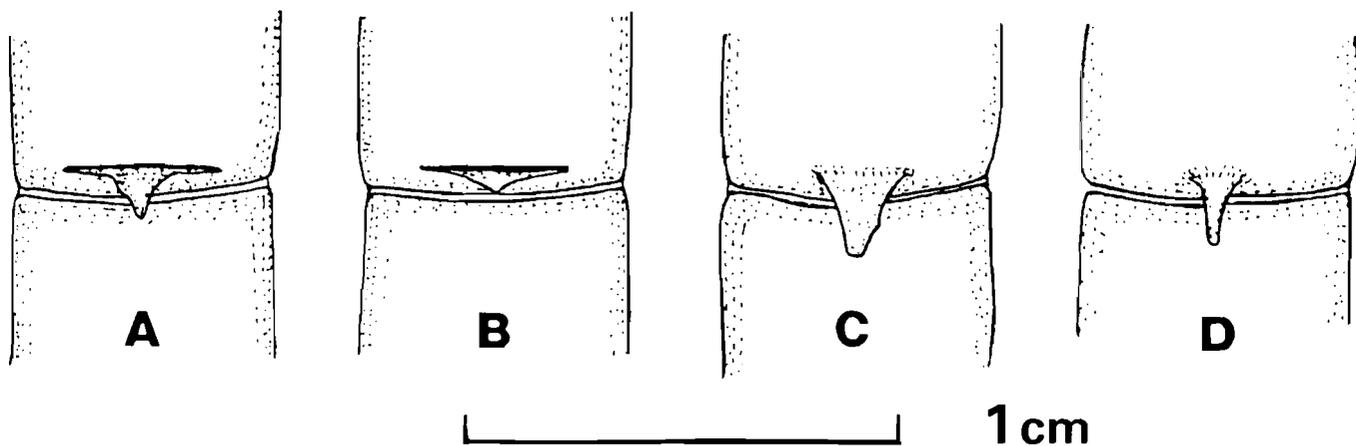
Sans aucun doute, ces variations sont d'ordre génétique et la faible variabilité des spécimens originaires de Bako est due au fait que le stock a été démarré à partir d'une seule femelle. Leur coloration est claire dans la première moitié du corps avec des marbrures noires en partie postérieure. La plupart des femelles sont brun clair antérieurement comme chez le spécimen de Westwood, mais d'autres sont brun sombre. La couleur des femelles des autres localités inclue plusieurs nuances de gris mais toujours avec tendance à l'éclaircissement de la partie antérieure. Certains spécimens de Bengoh ont des bandes sombres courant de long du corps.



Métathorax et abdomen du mâle



A-D: Vue latérale de l'épine et de la protubérance verruqueuse des femelles



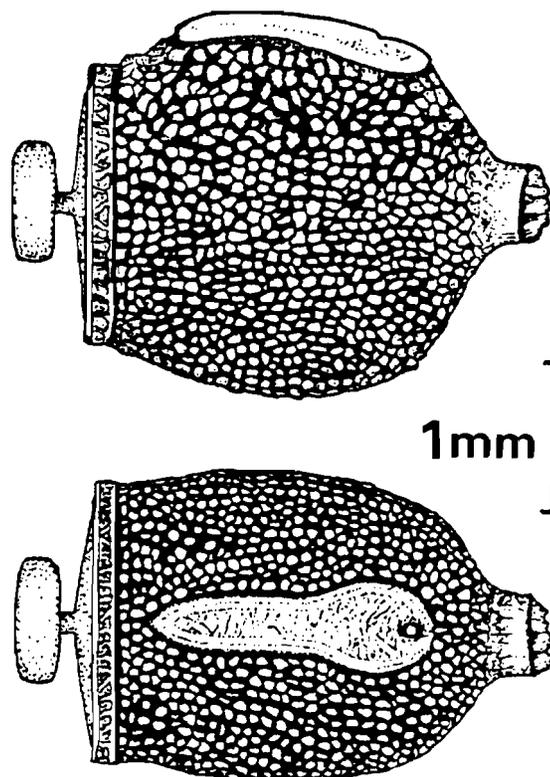
A-D: Vue dorsale correspondante des épines
(verrue non dessinée)

OEUFS:

Les oeufs de *L. amaurops* sont variables en taille, couleur et ornementation de la surface. Superficiellement ils ressemblent à ceux de *Carausius morosus*.

La couleur de base varie du brun sombre au gris. La surface est couverte de rides sombres qui peuvent être si nombreuses qu'elle apparaît comme criblée de minuscules trous (voir dessin). L'oeuf mesure 3,5 mm de long, 2,5 mm de large et 2 mm d'épaisseur. La plaque micropylaire forme une bande crème sur la face dorsale. L'opercule, presque plat, est surmonté par un capitulum orange très net. L'extrémité opposée est arrondie et se prolonge par une pointe émoussée d'un diamètre de 0,7 mm et variable en longueur (0,5mm en moyenne). Certains oeufs paraissent plus plats que d'autres, principalement à cause de ce prolongement qui est plus long avec une longueur totale de l'oeuf inchangée. Souvent, ce prolongement apparaît brun clair car les rides sombres en sont absentes.

La première femelle de Bako a pondu en tout 282 oeufs avec une moyenne de 4,51 oeufs par 24 heures à 15-25 °C. Le taux d'éclosion est élevé (jusqu'à 80%) et la survie des jeunes presque de 100%. Je conserve mes oeufs dans des clayettes de bois (Bragg 1987) placées à l'humidité au fond de la cage d'élevage.



Oeuf, vue latérale et dorsale

JEUNES:

Les jeunes à la naissance sont mouchetés de brun et de vert. Les antennes sont brunes avec l'extrémité claire. Ils sont similaires en apparence à des jeunes *Phenacophorus cornucervi*. Le vert domine au second et troisième stade. La couleur des stades suivants change suivant le sexe. Les jeunes sont assez faciles à sexer à partir du quatrième stade. Une protubérance au niveau du sixième segment abdominal indique une femelle.

Les jeunes grandissent lentement quand ils ne sont pas chauffés. La durée de vie est d'environ un an. Les adultes vivent environ trois mois à température élevée, et jusqu'à 6 mois et plus en hiver.

COMPORTEMENT:

L'accouplement est assez fréquent mais ne dure généralement pas plus de quelques heures. En une occasion, j'ai pu observer deux mâles s'accouplant semblait-il avec succès en même temps avec la même femelle.

Durant la journée, leur moyen de défense semble se limiter à leur excellent camouflage. Ils restent généralement immobiles sur leur plante nourricière, les pattes repliées le long du corps. Si on les saisit brusquement, ils feignent la mort. Si on les manipule de nuit, ils font de même ou se laissent tomber au sol et s'enfuient.

NOURRITURE:

L'espèce se nourrit à tous les stades sur: roncés, aubépine, rosier, framboisier, pyracantha et troène. J'ai remarqué qu'ils acceptaient volontiers le troène une fois habitués. Cependant, ils préféreront la ronce s'ils y ont goûté en premier.

ELEVAGE:

Cette espèce est particulièrement facile à élever en captivité, et sera sans doute bientôt très répandue. Je l'éleve dans une de mes cages standard (Bragg

1987 a). Elle est complètement recouverte d'un film plastique qui permet de maintenir l'humidité à 85% sans avoir besoin de pulvériser la cage. L'humidité est vitale. J'ai perdu un jour la moitié de mon élevage en quelques semaines après avoir transféré les insectes dans une cage plus grande. J'ai remarqué que l'humidité y était moins importante et l'augmenter a résolu le problème. Ils sont très tolérants aux faibles températures et peuvent passer l'hiver sans chauffage pour autant que la température ne tombe pas en dessous de 5°C.

BIBLIOGRAPHIE:

- Bates H.W. (1985): Description of fifty-two new species of Phasmidae from the collection of Mr. W. Wilson Saunders with remarks on the family. *Trans. Linn. Soc. Lon.*, 25 (1): 337.
- Bragg P. (1987 a): Eggs Trays. *P.S.G. Newsletter*, 31: 2.
(1987 b): Cage construction. *P.S.G. Newsletter*, 32: 8-9.
(1988): New imports from Sarawak. *P.S.G. Newsletter*, 35: 7.
- Günther K. (1932): Revision des genus *Lonchodes* (Gray). *Eos Madrid*, 8: 381.
- Westwood J.O. (1859): Catalogue of the Phasmidae in the collection of the British Museum. London, page 43, pl. XXIV Fig. 10.

ATTENTION ! LES FOURMIS SONT LA !

D. Floyd

J'ai eu une cage de jeunes Extatosoma tiaratum dans un salon chez moi. Soudainement, pendant la nuit, beaucoup de fourmis sont apparues dans la cage! J'en ai compté approximativement 300 et elles avaient mangées les phasmes. Quelle horreur! Rapidement, j'ai acheté du "Nipon" et maintenant les fourmis sont empoisonnées.

Les oeufs des phasmes sont aussi exposés au risque des fourmis. J'ai un ami en Nouvelle-Zélande possédant beaucoup d'oeufs de Clitarchus hookeri. Tout d'un coup, les fourmis sont venues et ont volées tous les oeufs!

AFIN DE CREER LES CONDITIONS OPTIMALES D'ECLOSION.

F. Chassepoux

On peut utiliser une mini serre chauffante. Pour cela, le bac de la serre est rempli d'eau jusqu'à la moitié. On dépose ensuite le tapis de chauffe au fond du bac. Ce tapis est relié à un thermostat de type "RENA" posé en position couché afin d'être totalement immergé.

Coller une bande adhésive double face sur les bords de notre serre et tendre un rectangle de gaze en coton pour la recouvrir.

Sur le couvercle on colle un thermomètre d'aquariophilie pour contrôler la température.

Ensuite, pour finir, on dépose les oeufs sur la gaze de manière non entassé pour éviter la condensation et pourriture.

Pour ma part, j'obtiens de bon résultats avec Extatosoma tiaratum, Eurycantha calcarata, Sipylloidea sipylus et Baculum extradentatum.

Je porte la température entre 26 et 29 °C.

NOTES :

Ne pas laisser la mini serre au soleil car la température serait alors bien trop élevée.

Ouvrir la serre de temps en temps pour éviter la pourriture des oeufs.

On n'entasse jamais les oeufs, mais on les dépose bien séparés.

Pour éviter les mycoses, on peut diluer un cachet de "mycostatine" dans un litre d'eau et pulvériser légèrement une fois par semaine.

REMARQUE :

Ce montage peut permettre des études comparatives sur les temps d'incubation.

LES PHASMES ONT-ILS DES OREILLES ?

A. Deschandol

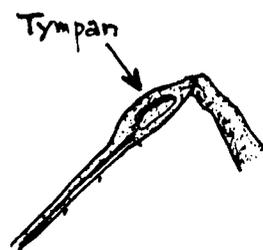
Voilà longtemps que je me pose cette question, sans avoir, aujourd'hui la réponse... Dans la littérature j'ai trouvé peu d'articles consacrés à ce sujet. Le plus significatif est celui de L. CHOPARD dans son traité de zoologie (1949). Ordre des Chéleutoptères page 603:

"On trouve dans les tibias des Phasmes des organes auditifs qui, pour être moins développés que ceux des Ensifères, ne sont pas moins comparables à ces derniers; les cellules sensorielles sont divisées en deux groupes correspondant à l'organe subgénéral et à l'organe distal des Ensifères; elles sont innervées par des branches du nerf fémoral (FRIEDRICH H. 1929)".

J'ai examiné les tibias antérieurs de quelques sauterelles de ma collection et j'ai effectivement vu les "oreilles" de ces insectes, sous forme d'une petite dépression juste sous le genou.

Par contre je n'ai pu retrouver la même chose sur les tibias avant de mes phasmes, en examinant à la loupe !

Quelqu'un pourrait t-il se pencher sur le problème ?



Patte avant d'une sauterelle

ALBINISME CHEZ EXTATOSOMA TIARATUM ?

L. Rogez

Je fus très surpris voici trois mois de découvrir dans la vaste cage abritant plusieurs centaines d'Extatosoma tiaratum de mon laboratoire une larve femelle L3 d'un blanc parfait. Seules les extrémités des excroissances épineuses étaient noires ce qui rehaussait la beauté de ce curieux spécimen.

Depuis 15 ans que je produis de nombreux Extatosoma, je n'ai jamais trouvé ou entendu parler d'un tel cas.

J'ai isolé ce spécimen afin de lui assurer un développement parfait. Au stade subadulte, cette femelle prit une belle teinte verte donnée par la lymphé apparaissant sous la cuticule.

Il ne s'agit pas à proprement parlé d'albinisme mais d'un manque de pigment brun chez ce mutant.

Maintenant adulte depuis un mois, il a commencé sa ponte. Je compte conserver plusieurs dizaines d'oeufs parthénogénétiques au cas probable où ce caractère serait récessif, puis faire féconder ce spécimen dans la seconde moitié de sa vie d'adulte.

Bientôt peut-être une souche d'Extatosoma tiaratum blancs en élevage ?

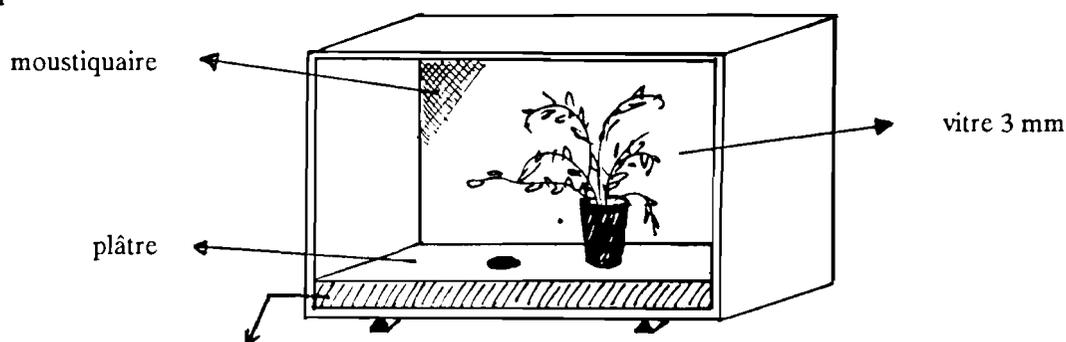
UNE CAGE D'ELEVAGE FONCTIONNELLE, AGREABLE A LA VUE ET PEU COUTEUSE.

J.P. Tranchefeux

Cette idée m'a été donnée par un ami lépidoptériste: il suffit de récupérer un ancien poste de télévision chez un réparateur ou même dans une décharge publique. Ne conserver que l'entourage du poste. Puis, remplacer l'écran par une vitre. L'arrière de la cage est fermé au moyen d'un cadre de moustiquaire mobile.

Couler cinq à six centimètre de plâtre sur la surface de base, en ménageant un ou deux trous qui serviront à maintenir en place un ou deux pots (genre pot à moutarde); ceux-ci, remplis d'eau ou de terre, maintiendront la nourriture des phasmes en bon état de fraîcheur plusieurs jours. Les trois autres côtés peuvent être garnis de toile ou autre matériau afin de colmater tous les orifices (trous de vis etc ...). On peut aussi agrémenter le tout d'une lampe chauffante ou non.

Pour ma part, j'utilise ce genre de cage pour mes élevages et pour mes expositions en public.



Il est possible de dissimuler cette partie, en peignant des feuilles ou des fleurs sur la vitre.

Nous vous faisons part de la parution du:

PETIT GUIDE DE L'AMATEUR D'INSECTES

Cet ouvrage à été écrit par Michel COLLIN, entomologiste s'efforçant de faire partager sa passion notamment en milieu scolaire et auprès des associations. Il a souhaité publier ce petit document d'initiation afin de pouvoir laisser aux amateurs débutants un guide où ils retrouveront la plupart de ses conseils, afin de leur éviter les erreurs et le temps perdu.

Edition PUBLI-concept VANNES. 40 francs.

Disponible directement auprès de: E.P.I. M. COLLIN 20, rue Marc Mouëllo 56520 GUIDEL. Tél: 97-65-34-28.

QUESTIONS - REPONSES

QUESTION : Est-ce que la température à laquelle se développent les oeufs d'Extatosoma tiaratum influence leur sexe? En effet mes oeufs se sont développés à une température assez élevée et je n'ai obtenu que des femelles.

F. VERSCHEURE

REPONSE à J. Canella (Monde Des Phasmes n° 12) : La couleur des Rhaphiderus scabrosus (P.S.G. 82) est généralement vert clair, mais comme dans beaucoup d'espèces de phasmes cette couleur peut varier sensiblement. J'ai eu des femelles de couleur marron et même quelques unes légèrement roses!

A. DESCHANDOL

RUBRIQUE JEUNES

QUESTIONS :

- Comment reconnaît-on les femelles des mâles ?
- Comment peut-on faire pour déterminer le nom d'une espèce de phasme ?
- Après la ponte, combien de temps met un oeuf pour éclore ?

N. DEVOS

LES PETITES ANNONCES

- J. Canella** RECHERCHE: Phyllium celebicum, P.S.G. n° 84, 2, 25, 30 et 85.
Je remercie d'avance tous ceux qui pourront m'aider.
- A. Roux** RECHERCHE URGENT: Mâle d'Extatosoma tiaratum (9)+ quelques jeunes.
PROPOSE: Creoxylus spinosus (31).
- P. Lelong** RECHERCHE: Oeufs ou jeunes de Ramulus sp. (102 ou autres).
PROPOSE en échange: Oeufs de Leptynia hispanica.
- J.P. Tranchefeux** RECHERCHE: Jeunes ou adultes de P.S.G. n° 45, 3, 55, 95 13, 29, 36, 39 et 100.
PROPOSE: P.S.G. n° 13, 4 ou boîtes à insectes vitré en bois recouvert de papier marocain grenat fond papier ligné format 26 x 39 x 6.
RECHERCHE pour exposition du 2 Juin 1991: 1 couple de 13, 9 et 18.
- F. Messin** PROPOSE: P.S.G. n° 5, 9, 4, 23, Eurycantha horrida.
CONTRE autre espèces, SAUF: P.S.G. n° 22, 18, 84, Acrophylla titan et Anisomorpha bilineatus.
- S. Charlopin** RECHERCHE: Oeufs fécondés, jeunes (les 2 sexes) ou couple adulte de Dares noli-me-tangere (99).
N'ayant que des phasmes à l'état larvaire, je me propose à rembourser les frais d'envoi.
- B. Kneubühler** RECHERCHE: P.S.G. n° 20, 26, 36, 38, 58 ou toute nouvelle espèce (particulièrement les espèces colorées ou vivant au sol).
PROPOSE en échange certaines espèces parmi: P.S.G. n° 47, 66, 69, 73, 92, 96, 99 (forme verte et rouge), 100 (mâles bruns et verts), 101, 105, 106, 109, 110, 111, 112, Dares sp, CHBK01 "variable color", CHBK02 "slow longleg", CHBK03 "tiny spiny", CHBK07 "Lonchodes 1", CHBK08 "Lonchodes 2", Haaniella de haanii?.
- F. Verscheure** RECHERCHE: Oeufs d'Oreophoetes peruanas (84).
- D. Morin** RECHERCHE: P.S.G. n° 2, 25, 27, 52.
PROPOSE: P.S.G. n° 1, 4, 5, 9, 19, 22, 32, 86, 101.
- L. Rogez** RECHERCHE: Phyllium celebicum

AVIS AUX AUTEURS D'ARTICLES

Les articles devant paraître dans la revue sont soumis à une relecture pouvant amener de petites modifications. Par contre, si l'article nécessite des modifications trop importantes ou est jugé non publiable, l'auteur sera contacté et l'article retourné.

Pour faciliter le travail de saisie et de mise en page, ainsi que pour la qualité de la revue, nous demandons aux auteurs de bien vouloir respecter dans la mesure du possible les quelques règles suivantes:

- Le texte doit être lisible et écrit sur des feuilles numérotées.
- Pour chaque article, préciser clairement son titre avec le nom du ou des auteurs
- Essayer, si l'article est long de faire une introduction et une conclusion, quelques lignes suffisent.
- Les noms de genre et d'espèce doivent être soulignés. La première fois qu'ils figurent dans le texte le nom de l'insecte doit être suivi du nom de l'auteur (personne ayant donné le nom à l'insecte) et de la date à laquelle il a été nommé, exemple: Eurycantha calcarata Lucas, 1870. Pour plus de précisions voir Le Monde Des Phasmes n° 11 page 23.
- Les dessins doivent dans la mesure du possible être sur une feuille de papier blanc séparée du texte et réalisés de préférence à l'encre de chine noire, il faut éviter les stylos à bille ou les feutres et surtout les crayons de papier ainsi que les encres bleues. Une très bonne photocopie est acceptable, mais l'original reste préférable. Les légendes doivent être bien détachées du dessin ou séparées sur une autre feuille.
- Les photographies: La reproduction par photocopie des photographies n'est jamais très bonne. Mais, si vous jugez indispensable la publication d'une de vos photos, il faut que celle-ci soit en noir et blanc et au format 9 x 13. Il est préférable que vous jugiez vous-même de la qualité de la photo avant de nous l'envoyer en effectuant une photocopie de celle-ci, si le rendu est satisfaisant envoyez-nous la photo originale et nous l'insérerons dans votre article. La photo ne sera pas retournée.
- Ne pas oublier de mettre votre nom et de numéroter les dessins et photos. Pour indiquer leurs positions dans le texte, faire figurer aux emplacements choisis le numéro ou un schéma du dessin ou de la photo.
- Les petites annonces, questions, réponses, etc... doivent de préférence être aussi sur une feuille séparée avec votre nom.
- Nous rappelons que les auteurs désirant rentrer dans la rubrique "jeune" doivent indiquer leur âge sur la première page de l'article.

Ces quelques lignes n'ont pas pour but de réprimander les auteurs, mais de faciliter la rédaction de la revue.

Merci beaucoup de votre compréhension et tous à vos plumes, bon courage!

GROUPE D'ETUDE DES PHASMES

PRESIDENT

& Responsable de la Revue

Mr P.E. ROUBAUD

17 Avenue Foch

94100 SAINT MAUR

Conception et Edition

Mr P. LELONG

Les Ormes Batiment A1

31320 CASTANET TOLOSAN

Comité de Relecture

Mr A. DESCHANDOL

45 Rue Buffon

76600 Le HAVRE