

BULLETIN MENSUEL  
DE LA  
**SOCIÉTÉ LINNÉENNE DE LYON**

FONDEE EN 1822

RECONNUE D'UTILITE PUBLIQUE PAR DECRET DU 9 AOUT 1937

des SOCIETES BOTANIKUES DE LYON, D'ANTHROPOLOGIE ET DE BIOLOGIE DE LYON  
REUNIES

et de son GROUPE REGIONAL DE ROANNE

---

Siège social et Secrétariat général : 33, rue Bossuet, 69006 Lyon

---

**TRESORERIE :**

## T A R I F

	1984	1985
Abonnement France .....	105 F	115 F
Membre scolaire .....	50 F	55 F
Abonnement Etranger .....	140 F	155 F
Changement d'adresse, inscription ou réintégration en sus	12 F	12 F

N.B. — Les virements à notre C.C.P. LYON 101-98 H ou les chèques bancaires, doivent être rédigés au nom de la SOCIÉTÉ LINNÉENNE DE LYON.

---

- MIKSIC R., 1968. — Contributo preliminare alla conoscenza dei Cetonini Italiani. Bollettino dell'Associazione Romana di Entomologia, XXIII, 4, 73-79.
- MIKSIC R., 1970. — Uebersicht der mitteleuropäischen Arten der Gattung *Protaetia* Burm. (Scarabaeidae : Cetoniinae). Entomologische Nachrichten (Dresden), XIII, 12, 137-147.
- MIKSIC R., 1982. — Eine vorläufige Uebersicht<sup>1</sup> und Bestimmungstabelle der Cetoniinae der Balkanländer. Entomologische Abhandlungen des Staatl. Museum für Tierkunde in Dresden, XLV, 4, 65-89.
- MORETTO Ph. et BARAUD J., 1982. — Les Eupotosia Miksic de France : nouveaux statuts (Col. Scarabaeoidea, Cetoniidae). Nouv. Revue Entom., XII, 2, 145-149.

**ELEVAGE, CROISSANCE ET DEVELOPPEMENT  
DE PHRYXE CAUDATA (DIPTERA, TACHINIDAE) SUR SON HOTE  
DE SUBSTITUTION GALLERIA MELLONELLA  
(LEPIDOPTERA, PYRALIDAE) ET SUR MILIEU ARTIFICIEL**

par G. BONNOT, B. DELOBEL, S. GRENIER<sup>1</sup>.

**Rearing, growth development of *Phryxe caudata* (Diptera, Tachinidae)  
in a substitution host, *Galleria mellonella* (Lepidoptera, Pyralidae)  
or on an artificial medium**

Résumé. — *Phryxe caudata*, Tachinaire endoparasite de *Thaumetopoea pityocampa* est élevée au laboratoire sur *Galleria mellonella* depuis 90 générations. Un contrôle de la qualité des individus issus de cet élevage a été effectué par retour sur l'hôte naturel, en conditions de terrain. Des études biochimiques et physiologiques ont permis son développement in vitro sur milieu artificiel, de l'œuf jusqu'au début du dernier stade larvaire ou du second stade larvaire à l'adulte.

Summary. — *Phryxe caudata*, an endoparasitic Tachinid of *Thaumetopoea pityocampa* was reared in the laboratory on *Galleria mellonella* for more than 90 generations. A control of the quality of the insects reared in artificial condition has been performed in natural conditions, on the natural host. Biochemical and physiological studies have made possible the in vitro development on artificial media, from egg to last larval instar or from the second larval instar to the adult.

INTRODUCTION :

Les Diptères Tachinaires constituent une importante famille d'Insectes, tous endoparasites d'invertébrés (et très généralement d'insectes). La biologie et la systématique des espèces ouest-européennes ont été revues par HERTING (1960).

*Phryxe caudata* Rond. (Diptera, Tachinidae) est un parasite spécifique de la Processionnaire du pin, *Thaumetopoea pityocampa* Schiff., néanmoins, il est possible de l'élever au laboratoire sur la Teigne de la ruche, *Galleria mellonella* L. La multiplication sur *G. mellonella*, bien que pouvant éventuellement aboutir à une modification de certaines de ses caractéristiques, est cependant une méthode pratique pour entretenir un élevage permanent propice aux études physiologiques et nutritionnelles que nous avons entreprises. Ces études ont pour but, à la fois d'approfondir les connaissances méthodologiques et théoriques sur la nutrition des endoparasites et de préparer une production de masse in vitro, en vue d'une éventuelle utilisation en lutte biologique. En effet, les insectes endoparasites entomophages, sont des auxiliaires naturels protégeant les cultures en maintenant nombre de ravageurs à des niveaux acceptables

1. Avec la collaboration technique de Josette GUILLAUD et Colette OGIER.

(pour une vue d'ensemble des insectes endoparasites, se référer à l'ouvrage de ASKEW, 1971). Il est intéressant de les produire soit pour les introduire là où ils n'existent pas, soit pour renforcer les populations naturelles. L'élevage en masse peut se faire sur l'hôte naturel, sur un hôte de substitution, plus simple à élever, ou sur milieu artificiel. Ce dernier cas permet de raccourcir la chaîne trophique en supprimant l'élevage de l'hôte, mais il nécessite une connaissance approfondie de la physiologie et plus particulièrement de la nutrition de ces endoparasites.

#### I — ELEVAGE SUR L'HÔTE DE REMPLACEMENT *Galleria mellonella*

*Phryxe caudata* a été étudiée dans la nature par BILIOTTI (1955, 1956) et des essais préliminaires avaient montré la possibilité d'un élevage sur l'hôte de remplacement *G. mellonella* (BILIOTTI *et al.*, 1968).

*Phryxe caudata* a été récoltée au cours de séjours au laboratoire de campagne du Mont Ventoux (INRA) en mars et avril 1968 et utilisée sur place pour parasiter des chenilles de *T. pityocampa* en cours de procession. Ces chenilles, ramenées au laboratoire, ont fourni la souche de départ de l'élevage. Depuis cette date, la souche est maintenue au laboratoire sur *G. mellonella* (plus de 90 générations).

##### 1) Méthode d'élevage.

Les mouches adultes sont maintenues dans des cages grillagées cubiques (40 cm d'arête) avec eau à volonté. Elles se nourrissent de gouttes solidifiées du mélange miel (20 %), agar (2 %) et eau. Le para-hydroxybenzoate de méthyle (Nipagine) a été utilisé dans ce milieu. (DELOBEL et LAVIOLETTE, 1969) mais la toxicité de cet antifongique a été démontrée tant pour les larves que pour les adultes (GENIER, 1977). Sa suppression de la nourriture entraîne un allongement de la longévité des adultes.

L'ambiance est à  $23 \pm 1^\circ\text{C}$  et  $80 \pm 5$  p 100 HR, avec photopériode constante 12-12. Dans ces conditions, l'accouplement a lieu dès l'émergence et, six jours plus tard, apparaissent les premiers œufs complètement développés ; vers 8 jours, 75 % des œufs contiennent des larves actives (GENIER, 1973). En conséquence, dès le septième jour et jusqu'au quinzième, des *G. mellonella* au dernier stade larvaire, maintenues dans des cadres grillagés (GENIER, 1977) sont présentées aux mouches. Les cadres sont renouvelés toutes les 24 heures.

Les chenilles de *G. mellonella*, après leur exposition aux parasites sont placées dans des bocaux avec cire, et conservées à  $21,5^\circ$  à l'obscurité (70 p 100 HR) (DELOBEL, 1970). Les bocaux sont contrôlés chaque semaine. Les larves de *P. caudata* ayant quitté leur hôte, ou les pupes formées, sont récoltées et mises dans les cages (80 pupes par cage) où se fera l'émergence.

Dans ces conditions, en élevage de routine, le rapport Nombre de pupes obtenues/Nombre de *G. mellonella* égale 0,68 et le taux de multiplication de l'élevage (Nombre de pupes génération 2/Nombre de pupes génération 1) est de 14 (ce qui est faible par rapport au nombre d'œufs mais permet néanmoins une multiplication rapide). Notre but n'est pas une production maximale : un taux de multiplication plus élevé peut être obtenu en réduisant le nombre de mouches par cage, sans changer le nombre d'hôtes offerts, mais il est préférable de maintenir un excès de mouches pour éviter les effets de consanguinité.

Précisons que nous utilisons des générations chevauchantes, qui permettent à chaque instant de disposer de matériel à tous les âges.

2) *Quelques caractéristiques biologiques et physiologiques.*

Des études du développement larvaire (GRENIER *et al.*, 1974 a) ont nécessité, pour une connaissance précise du moment d'inoculation et du nombre de parasites par hôte, l'utilisation d'une méthode de parasitisme contrôlé : l'injection de larves néonates obtenues par dissection des femelles permet, outre la précision souhaitée, un taux de multiplication bien supérieur ; mais cette méthode bien que rapide (plus de 60 chenilles parasitées à l'heure) est consommatrice de main d'œuvre et ne peut être envisagée pour un élevage de routine. L'obtention de femelles d'âge connu peut être réalisée grâce à un éclosoir rotatif automatique (GRENIER et OGIER, 1978).

Tableau 1 : Durée de développement et croissance pondérale de *Phryxe caudata* sur *Galleria mellonella* en fin de dernier stade larvaire.

Stade	I	II	III	pupe
Durée du Stade en jours .....	8-10	3	3-6	9-12
Poids moyen de début de stade en mg ..	6,5 10 <sup>-3</sup>	1	10	44

Ces études ont permis d'établir entre autres résultats ceux du tableau 1 sur la croissance. La durée du cycle complet de *G. mellonella* en fin de dernier stade larvaire est de 35 jours y compris la durée de maturation des femelles. Sur des *G. mellonella* plus petites (début de dernier stade larvaire) la durée du développement est allongée (20 jours au lieu de 17). Cette différence résulte d'un allongement de 6 jours du stade I cumulé avec un raccourcissement de 3 jours du stade III ; ce dernier phénomène entraîne la formation de pupes plus petites sur ces chenilles plus jeunes (GRENIER *et al.*, 1974 a).

Une étude de l'évolution pondérale du parasite au cours de la pupaison et pendant la vie intrapupaire (DELOBEL, 1977) a montré que la période d'alimentation obligatoire du dernier stade larvaire est courte : elle doit amener la larve de 10 mg, poids de mue II-III, à 23 mg pour permettre le développement de la mouche. La mouche à l'émergence ne représente que 43 à 50 % du poids de la larve dont elle est issue.

II — CONTRÔLE DES POTENTIALITÉS DE *Phryxe caudata* ÉLEVÉE AU LABORATOIRE

1) Retour sur *T. pityocampa*.

En 1972, une soixantaine d'infestations artificielles, (échelonnées entre le 5 avril et le 18 mai) portant sur environ 2 500 chenilles de processionnaire ont été effectuées en utilisant d'une part des *P. caudata* sauvages récoltées sur le terrain, et d'autre part des mouches élevées au laboratoire depuis une quarantaine de générations. Les mouches d'élevage identifient parfaitement les chenilles de *T. pityocampa*, et pondent de façon apparemment normale. Si on considère la concordance des cycles (fig. 1), on constate dans tous les cas une émergence massive des mouches au moment de celle des papillons, et un échelonnement plus grand sur l'ensemble de la saison estivale. L'importance quantitative de ces mouches « tardives » est plus marquée pour les mouches issues de mouches de laboratoire. Par ailleurs, on note que la date d'émergence

n'est que très peu influencée par la date du parasitage. Ainsi, *P. caudata* garde en grande partie ses potentialités naturelles après un long élevage sur hôte artificiel.

2) *Ecllosion des pupes d'élevage dans la nature.*

Des lots de pupes d'élevage, placés dans la nature (au Mont Ventoux), en même temps qu'un lot témoin de pupes sauvages, ont permis d'obtenir des courbes d'émergence des adultes semblables à celle des témoins montrant en particulier le même étalement dans le temps (sorties échelonnées sur un mois) et la même sensibilité des pupes aux conditions atmosphériques (chute du taux d'émergence en cas de vent ou de pluie). Les pupes produites au laboratoire, après quarante générations en conditions stables (21,5° pour les larves et 23° pour les pupes et les imagos) sont donc parfaitement capables de réagir aux facteurs physiques du milieu naturel et d'en supporter les rigueurs.

3) *Passage sur T. processionnea L.*

Avec des mouches ayant effectué une quarantaine de générations sur *G. mellonella*, nous avons cherché à parasiter des chenilles de processionnaire du chêne (*T. processionnea*) élevées depuis l'œuf en serre sur rameaux de chêne coupés. La température minimum a varié de 8 à 18° C, les maximums de 18 à 33° C, avec une humidité relative de 40 à 90 p 100 HR.

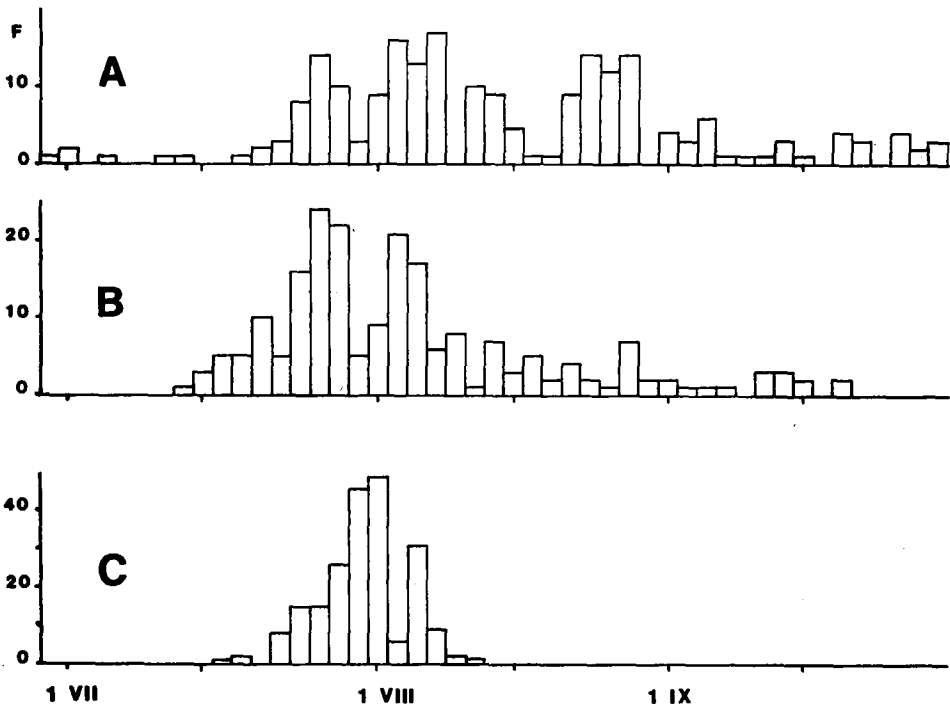


Figure 1 : Histogrammes des sorties sur le terrain des adultes de *Phryxe caudata* (A et B) et de *Thaumetopoea pityocampa* (C). Les mouches sont issues d'une infestation printanière artificielle par des mouches sauvages récoltées sur le terrain (B). F : nombre de sorties cumulées sur deux jours.

Les femelles de *P. caudata* pondent assez facilement sur les chenilles de *T. processionnea*. Le parasitisme des stades III et IV permet d'obtenir des pupes pesant de 10 à 56 mg (moyenne 27 mg, n = 28). Indépendamment des stades de l'hôte, la sortie des larves mûres s'effectue selon une courbe bimodale, avec un premier pic entre 16 et 26 jours (moyenne 19,6 n = 13) et un second entre 37 et 46 jours (moyenne 41,3, n = 15).

### III — ELEVAGE IN VITRO SUR MILIEU ARTIFICIEL

En vue d'une utilisation de *P. caudata* ou d'autres endoparasites, la nécessité d'un élevage massif de l'hôte pose de nombreux problèmes (coût, y compris celui de la main d'œuvre, encombrement, manque de souplesse de la production, régularité de la production en liaison avec l'état sanitaire des deux populations). Le recours à l'élevage du parasite in vitro apparait comme une solution souhaitable. Du fait même du mode de vie endoparasitaire, ces insectes ne se prêtent guère aux méthodes classiques d'étude des besoins nutritionnels, et la première difficulté est donc la mise au point d'une méthodologie appropriée.

#### 1) Milieux basés sur la composition chimique de l'hémolymphe de l'hôte.

Comme il était admis que la larve néonate de *P. caudata* suit un régime hématophage, il convenait d'élaborer un milieu dont la composition chimique imitât celle de l'hémolymphe de *G. mellonella*. En partant de données de la littérature, et d'analyse des acides aminés (BONNOT et DELOBEL, 1970) et en respectant les conditions de pH et de pression osmotique (LAVIOLETTE et MESTRES, 1967), il a été possible de réaliser des milieux artificiels chimiquement définis. Sur ces milieux, des larves néonates demeurent vivantes et actives pendant une quarantaine de jours sans croissance. L'apport de RNA et une augmentation de l'apport vitaminique permettent de porter cette survie à plus de 100 jours sans aucune croissance (GRENIER *et al.*, 1974 b). Les acides gras libres et leurs esters méthyliques sont toxiques.

L'observation des larves de premier stade *in vivo*, et *in vitro* en présence de fragments de corps adipeux de *G. mellonella*, a entraîné des modifications importantes ; en effet, des fragments de tissu adipeux, mis en culture dans les milieux précédents (GRENIER *et al.*, 1974 c) permettent la croissance de la larve si celle-ci les attaque et seulement dans ce cas. Dès qu'elle croît, la larve de premier stade est donc stéatophage ou au moins hémostéatophage. La survie prolongée, sans croissance, observée sur les milieux copiant l'hémolymphe pourrait correspondre à la vie active sans croissance notable décrite par BILLOTTI (1956) dans les chrysalides de *T. pityocampa* au début du parasitisme.

#### 2) Milieux basés sur les analyses protidiques totales des larves de *P. caudata*.

La difficulté à définir précisément l'aliment de la larve a conduit à copier non pas l'aliment mais la composition corporelle de la larve elle-même, établissant ainsi l'hypothèse que la composition corporelle de la larve en croissance fournit une estimation des besoins minimums obligatoires en ce qui concerne les protides. Il s'agit d'apporter au moins ce qui est indispensable à la constitution de la matière même de la larve. Ceci n'est certes qu'une estimation négligeant le métabolisme intermédiaire et les dépenses énergétiques. La croissance protidique de la larve a donc été étudiée (BONNOT *et al.*, 1976) et a servi à établir de nouveaux milieux artificiels chimiquement définis. Ces

milieux permettent l'élevage de l'œuf jusqu'au début du dernier stade larvaire (GRENIER *et al.*, 1975). Le cholestérol s'avère alors nécessaire à la croissance. La mise en culture, sur ces mêmes milieux, de larves du deuxième stade permet d'autre part, l'obtention de mouches fécondes. Ces milieux permettent aussi d'obtenir le développement embryonnaire *in vitro* (GRENIER, 1979).

L'analyse de la composition en acides aminés de la larve a montré la présence de quantités importantes de tyrosine et de  $\beta$  alanine en fin de développement larvaire, conséquences d'une accumulation au cours de ce développement. Cette accumulation est liée au stockage d'un dipeptide, la  $\beta$  alanyltyrosine, dont la concentration atteint 0,5 % du poids frais (DELOBEL *et BONNOT*, 1977).

Les tentatives d'améliorations du milieu ont conduit à l'étude des acides gras totaux de l'hôte et du parasite : s'il existe une importante différence quantitative (11,5 mg d'acides gras totaux pour 100 mg de poids frais chez *P. caudata*, contre 20,5 chez *G. mellonella*) il existe par contre une très grande similitude des compositions relatives (DELOBEL *et PAGEAUX*, 1981). Sur des milieux artificiels dont la composition en acides gras est fort différente de celle de l'hôte, on retrouve un spectre d'acides gras très proche de celui de l'aliment. *P. caudata* paraît donc, au stade larvaire, accumuler les acides gras sans transformation notable et sans utilisation préférentielle (DELOBEL *et al.*, 1981).

Les larves en culture montrent, après analyse, un déficit global en protides qui justifie un enrichissement du milieu ; or, la concentration en acides aminés ne peut être augmentée à cause de limites strictes imposées à la pression osmotique (*P. caudata* ne peut survivre hors des limites 350-450 milliosmoles). Il apparaît donc nécessaire d'apporter une partie importante des acides aminés sous forme protéique ou polypeptidique (DELOBEL *et al.*, 1977). La présence de fortes activités aminopeptidasiques et la faiblesse des activités endopeptidasiques chez la larve, désigne comme préférable l'utilisation des polypeptides : c'est avec une telle méthodologie que nous avons pu réaliser le premier élevage *in vitro* du tachinaire *Lixophaga diatraeae* Towns. (GRENIER *et al.*, 1978).

### 3) Structure physique du milieu et respiration.

Toutes ces modifications de la composition chimique de l'aliment doivent respecter certaines conditions physiques. En effet, le milieu est non seulement l'aliment mais aussi l'environnement dans lequel baigne en permanence le parasite. Il est donc impératif de contrôler en particulier la pression osmotique et le pH. De plus ce milieu doit permettre à la larve des échanges respiratoires normaux.

Dans *T. pityocampa*, son hôte naturel, *P. caudata* perce un tronc trachéen et provoque la formation d'une gaine trachéenne secondaire dès le premier stade larvaire (BILIOTTI, 1956). Par contre, dans *G. mellonella*, elle adopte un comportement différent : ni percement d'un soupirail, ni gaine trachéenne. Mais, au cours du stade II, elle détruit l'architecture post stigmatique d'un stigmate quelconque (en général abdominal) avec section de la trachée. Les tissus musculaires et du tissu adipeux sont écartés, formant un « puits », on observe l'abrasion de l'endocuticule sans sclérotisation mais avec mélanisation de l'épicuticule seule. Les stigmates du parasite peuvent être visibles sous le stigmate de l'hôte ce qui a été observé chez d'autres tachinaires sur leur hôte naturel.

*In vitro* le stade I craint le dessèchement, il doit donc demeurer constamment entouré de liquide ; mais ses exigences respiratoires ne sont plus satisfaites

si ce liquide dépasse 1 ou 2 mm d'épaisseur. Dans ces conditions le développement du stade I peut s'effectuer. Les exigences du stade II sont plus difficiles à préciser. Au stade III les stigmates de *P. caudata* sont mouillables. Ainsi la larve placée dans un liquide physiologique couvrant les stigmates montre une respiration nulle alors que placée au sec elle consomme entre 0,945 et 1,05  $\mu\text{l}$  d' $\text{O}_2$  par mg de poids frais par heure.

Ces constatations entraînent la nécessité de présenter aux jeunes larves un milieu liquide et aux larves âgées un milieu solide. L'utilisation de milieux agarosés permet, grâce à leur exsudation, de satisfaire ces exigences contradictoires tout en permettant la prise de nourriture.

#### IV — CONCLUSION

Le recours à un hôte de remplacement pour l'élevage permanent d'un tachinaire a permis de disposer au laboratoire d'un matériel biologique commode. Malgré de très nombreux générations sur cet hôte inhabituel, il ne semble pas que les potentialités du parasite aient été modifiées. Néanmoins, des vérifications plus complètes seraient souhaitables et ce parasite, facilement disponible en quantités relativement importantes, pourrait être utilisé lors d'expérimentations conduites dans la nature.

Les méthodes que nous avons utilisées pour aborder le problème de l'élevage sur milieu artificiel peuvent paraître lourdes et longues mais présente l'avantage, de par leur rigueur analytique, d'être porteuses d'espoirs raisonnables. De plus, ces méthodes, transposables à d'autres organismes, permettent dans tous les cas, de recueillir de précieux renseignements sur la physiologie et la biochimie du parasite. Jusqu'ici, les résultats obtenus sont encourageants, et permettent d'espérer disposer prochainement d'un moyen de production de masse de ce parasite. Cet outil, judicieusement employé compte tenu de la connaissance approfondie de l'écologie de *T. pityocampa*, pourrait relancer l'intérêt pour les auxiliaires indigènes en lutte biologique en forêt. Mais, « l'utilisation des parasites sur une population de Processionnaires se développant depuis des centaines d'années en équilibre avec son milieu forestier ne peut se concevoir qu'en suivant une stratégie écologique rigoureusement calculée en fonction de la gradologie de l'insecte et de sa faune associée dans le massif forestier » (GERI, 1980).

Laboratoire de Biologie, I.N.R.A., Bât. 406,  
Institut National des Sciences Appliquées,  
20, avenue Albert-Einstein, 69621 Villeurbanne.

#### BIBLIOGRAPHIE

- ASKEW R. R., 1971. — Parasitic insects. Heinemann, London. 316 pp.  
BILIOTTI E., 1955. — Vie endoparasite et diapause chez *Phryxe secunda* B.B. C.R. Acad. Sc., 240, 915-916.  
BILIOTTI E., 1956. — Biologie de *Phryxe caudata* Rondani (Dipt. Larvaevoridae) parasite de la chenille processionnaire du pin (*Thaumetopoea pityocampa* Schiff.). Rev. Pathol. vég. Entomol. agric. France, 35, 50-65.  
BILIOTTI E., DAUMAL J., HAM R., 1968. — Quelques aspects de la spécificité parasitaire. XIII<sup>e</sup> Congr. Int. Entomol., Moscou.  
BONNOT G., DELOBEL B., 1970. — Etude de la nutrition azotée de *Phryxe caudata* R. Tachinaire parasite de *Thaumetopoea pityocampa*. I. Comparaison des aminoacidémies de deux hôtes possibles : *Thaumetopoea pityocampa* et *Galleria mellonella* à différents stades physiologiques. Ann. Zool. Ecol. anim., 2, 595-605.

- BONNOT G., DELOBEL B., GRENIER S., 1976. — Composition corporelle en acides aminés du parasitoïde *Phryxe caudata* (Diptera) au cours de sa croissance larvaire. J. Insect Physiol., 22, 505-514.
- DELOBEL B., 1970. — *Galleria mellonella* L., hôte de remplacement pour *Phryxe caudata* Rond. (Dipt. Larvaevoridae) parasite de *Thaumetopoea pityocampa* Schiff. Ann. Zool. Ecol. anim., 2, 373-379.
- DELOBEL B., 1977. — Evolution pondérale de *Phryxe caudata* (Diptera Tachinidae) au cours de la pupaison et pendant la vie intrapupaire à la suite d'un raccourcissement expérimental de la période d'alimentation. Ann. Zool. Ecol. anim., 9.
- DELOBEL B., BONNOT G., 1976. — Présence de  $\beta$  alanyltyrosine chez le Diptère Tachinaire *Phryxe caudata* Rond. Importance relative des acides aminés libres, peptidiques et protéiques. Ann. Zool. Ecol. anim., 8, 493-497.
- DELOBEL B., BONNOT G., GRENIER S., 1977. — Aspects du métabolisme des protides chez *Phryxe caudata* (Diptera Tachinidae). Bull. Soc. Zool. France, 102 (3) : 288-289.
- DELOBEL B., LAVIOLETTE P., 1969. — Elevage de *Phryxe caudata* Rond. (Larvaevoridae) parasite de *Thaumetopoea pityocampa* Schiff. sur un hôte de remplacement *Galleria mellonella*. C.R. Acad. Sc. Paris, 268, 2436-2438.
- DELOBEL B., PAGEAUX J.-F., BONNOT G., 1981. — Evolution de la composition en acides gras totaux du Diptère Tachinaire *Phryxe caudata* au cours de son développement. Ent. exp. appl. 29 (3), 289-296.
- DELOBEL B., PAGEAUX J.-F., 1981. — Influence de l'alimentation sur la composition en acides gras totaux de Diptères Tachinaires. Ent. exp. appl., 29 (3), 281-288.
- GERI C., 1980. — Application des méthodes démécologiques aux insectes défoliateurs forestiers. Thèse, Université Paris Sud, Centre Orsay.
- GRENIER S., 1973. — Influence de l'accouplement sur la descente des œufs dans l'utérus du parasite *Phryxe caudata* Rondani (Diptera, Tachinidae). Ann. Zool. Ecol. anim., 5, 379-384.
- GRENIER S., 1977. — Effets nocifs de la Nipagine M sur le parasitoïde *Phryxe caudata* (Diptera Tachinidae). Entomophaga, 22, 223-236.
- GRENER S., 1979. — Développement embryonnaire *in vitro*, en milieu artificiel défini de deux parasitoïdes ovaripares, *Phryxe caudata* et *Lixophaga diatraeae* (Diptera, Tachinidae). Ent. exp. appl., 26 (1), 13-23.
- GRENIER S., DELOBEL B., BONNOT G., 1974 a. — Développement et croissance pondérale de *Phryxe caudata* Rond (Diptera Tachinidae) sur *Galleria mellonella* L. (Lepidoptera). Influence de l'âge de l'hôte. Ann. Zool. Ecol. anim., 6, 61-79.
- GRENIER S., BONNOT G., DELOBEL B., 1974 b. — Définition et mise au point de milieux artificiels pour l'élevage *in vitro* de *Phryxe caudata* Rond. (Diptera Tachinidae). I. Survie du parasitoïde sur milieux dont la composition est basée sur celle de l'hémolymphe de l'hôte. Ann. Zool. Ecol. anim., 6, 511-530.
- GRENIER S., DELOBEL B., BONNOT G., LAVIOLETTE P., 1974 c. — Persistance des activités enzymatiques du corps adipeux de *Galleria mellonella* L. (Lepidoptera) en milieux définis. C.R. Acad. Sc. Paris, 278, 2545-2548.
- GRENIER S., BONNOT G., DELOBEL B., 1975. — Définition et mise au point de milieux artificiels pour l'élevage *in vitro* de *Phryxe caudata* Rond (Diptera Tachinidae). II. Croissance et mue larvaire en milieux définis. Ann. Zool. Ecol. anim., 7, 13-25.
- GRENIER S., BONNOT G., DELOBEL B., LAVIOLETTE P., 1978. — Développement en milieu artificiel du parasitoïde *Lixophaga diatraeae* (Townsend) (Diptera, Tachinidae). Obtention de l'imago à partir de l'œuf. C.R. Acad. Sci. Paris, série D, 387, 535-538.
- GRENIER S., OGIER P., 1978. — Description d'un appareil collecteur automatique pour contrôler l'émergence de mouches. Ann. Zool. Ecol. anim., 10 (1), 139-145.
- HERTING B., 1960. — Biologie der westpaläarktischen Raupenfliegen Dipt., Tachinidae. Paul Parey, Hambourg et Berlin. 188 pp.
- LAVIOLETTE P., MESTRES G., 1967. — Les variations du pH et de la pression osmotique de l'hémolymphe de *Galleria mellonella* L. C.R. Acad. Sc. Paris, 265, 979-982.