

La préparation des chenilles et des larves par injection

Historique et techniques



Chenille de *Hyles euphorbiae* (sphinx de l'euphorbe)
Photo François Corhay

Dr. Paul HOUYEZ
Marcel LECOMTE

1980

Editeur responsable : Marcel Lecomte, 1980

Reproduction strictement réservée et interdite sans l'accord des auteurs

Révision en 2025

Une édition originale dactylographiée avait été déposée à la Bibliothèque nationale en 1980 . À cette époque, nous ne disposions pas des moyens techniques actuels de mise en page par informatique. Aussi, nous avons choisi de l'actualiser et de la rendre plus conviviale, tout en y apportant quelques modifications résultant de la suite de nos expériences.

Nombres d'expériences ont été conduites depuis la publication de ce fascicule et j'ai choisi d'y ajouter certaines modifications qui actualisent les techniques, ainsi que nombre de photos en couleurs (ML).

Les ajouts sont surlignés de vert clair.

Les auteurs

Docteur Paul Houyez

Né en 1903, Docteur en médecine. Spécialiste de la systématique des Macrolépidoptères Rhopalocères et Hétérocères de Belgique, Lauréat 1979 du Prix de l'Union des Entomologistes belges.

Décédé le 29 août 1985, à l'âge de 82 ans. Marcel, son fils, a créé un Musée des Papillons qui lui est dédié et où on peut consulter son importante collection, une des plus complètes sur ce sujet (rue de Sluse, 7 - 4000 - LIEGE).

Il s'est attaché au problème de la naturalisation des chenilles dès 1944 et est le père de cette technique audacieuse et originale. Malgré d'énormes difficultés qui se levaient à chaque pas, il ne s'est pas découragé ; il a réalisé à ce jour près de 23.000 préparations***. Et finalement il a vu ses efforts couronnés de succès en 1976, par des résultats spectaculaires. Malheureusement il a dû interrompre ses travaux en 1978 suite à des troubles cardiaques irréversibles.

*** Ce nombre va faire bondir les protecteurs de la nature, mais il faut replacer les choses dans leur contexte, car il y a plus de 50 ans maintenant, la pollution et les pesticides étaient beaucoup moins importants, sinon quasi inexistant, et on trouvait des chenilles en quantité phénoménale. Il faut savoir également que même en 2025, un couple de mésanges en nidification consomme plus de 500 chenilles par jour... L'impact de nos prélèvements a donc été insignifiant.

Marcel Lecomte

Né en 1947, instituteur. Passionné d'entomologie, spécialiste des papillons de jour et de nuit (Belgique et France) et des Curculionidae (charançons), il s'est intéressé à la préparation des chenilles en 1978 et a passé de nombreuses séances d'initiation en compagnie du docteur Houyez avant de prendre sa succession et de poursuivre ses travaux.

Son mentor l'a présenté au Cercle des Lépidoptéristes de Belgique en ces termes : « *C'est à Marcel Lecomte, de Cognelée, que j'ai confié le parachèvement de mes travaux sur la préparation des chenilles. Au cours des séances d'initiation, il s'est montré un travailleur acharné et un technicien remarquable, digne de la confiance de tous. Je prie donc mes collègues de s'adresser à lui pour tout ce qui concerne dorénavant les chenilles et les larves ».*

Adresse : marcellecomte@gmail.com

Voir aussi le site de l'A.M.F.B. : <http://www.amfb.eu/>

(ML) : toutes mes collections entomologiques ont été déposées au Muséum d'Histoire naturelle à Bruxelles, en 2017, où elles peuvent être consultées à la demande.

Introduction

En guise d'introduction, nous poserons une question qui se présente tout de suite à l'esprit : « Pourquoi naturaliser des chenilles ? Pourquoi des préparations à sec ? ».

Il est un fait évident que les biologistes préfèrent observer les insectes dans leur milieu naturel. Les morphologistes sont satisfaits des spécimens conservés dans l'alcool ou le formol. Les amateurs ont à leur disposition de magnifiques diapositives en couleur et les professionnels de belles iconographies dans des ouvrages spécialisés.

Notre réponse est simple : la systématique est la grande bénéficiaire de nos recherches. Cette discipline occupe une place importante parmi les sciences naturelles. Ne serait-il pas regrettable de voir les observations de nos éco-biologistes faussées au départ par une mauvaise séparation des espèces ? Par ailleurs, les travaux de nos entomologistes n'acquièrent leur pleine valeur que si les spécimens étudiés ont été au préalable correctement déterminés. L'expérience a montré que la formation de bons systématiciens requiert la manipulation à longueur de journée et en toutes saisons, d'un nombre toujours croissant d'insectes, de préférence préparés à sec.

C'est précisément le rôle des amateurs de rendre cette manipulation aisée et possible grâce à la récolte et à la préparation de spécimens nombreux et variés. Bien entendu, notre connaissance des insectes serait imparfaite sans l'étude des larves dont les caractères ont été utilisés dans bien des cas pour la classification de ces invertébrés.

Il est bien évident que notre technique ne constitue pas la « panacée universelle » en matière de conservation des chenilles. D'aucuns peuvent même la considérer comme un pis-aller, en tenant compte de certains arguments, le plus probant étant la disparition des organes internes.

Nous sommes les premiers conscients du fait que toute l'anatomie interne a disparu mais nous le savions dès le départ : nous ne nous attachons qu'à conserver la morphologie externe de la chenille, ainsi que sa coloration. Ce sont quand même deux aspects importants du problème du fait que lors de l'observation et de la recherche sur le terrain, chacun s'adresse d'abord à l'apparence extérieure.

Il n'existe à l'heure actuelle aucune technique permettant de conserver « à sec » des chenilles ou des larves, en leur gardant à la fois leur apparence réelle et leurs structures internes.

L'idéal serait, à notre avis, de mener de pair une double série de spécimens :

+++ des larves conservées en milieu liquide pour sauvegarder leur morphologie interne ;

+++ des larves préparées à sec, afin de sauvegarder la couleur extérieure et l'aspect externe.

De cette manière, l'esprit scientifique le plus exigeant serait pleinement satisfait.

Après 32 ans de recherche, voici la conclusion du docteur Houyez :

« Une voie ouverte aux chercheurs, un optimisme modéré. Optimisme, parce que nos préparations, malgré leurs défauts, servent les intérêts de la systématique. Satisfaction mitigée, car plusieurs années d'efforts seront encore nécessaires avant qu'on puisse admirer dans les musées de nombreuses préparations répondant aux critères énoncés ! ».

Nous terminons par un voeu : celui de voir la préparation des chenilles cesser d'être un art délicat pour devenir une technique accessible aux entomologistes désireux de fournir un minimum d'efforts.

C'est dans ce but et pour leur venir en aide, que nous avons rédigé cet opuscule. Il évitera aux futurs préparateurs les tâtonnements et tous les aléas que nous avons dû surmonter et résoudre, et permettra d'attaquer directement de front les problèmes restants.

15 mars 1980
Paul Houyez
Marcel Lecomte

Historique de la préparation des chenilles

A. Les divers modes de préparation

1. Le soufflage et ses inconvénients

C'est un procédé assez ancien dont vous trouverez la description dans les traités entomologiques de la fin du 19^{ème} siècle. Après éviscération, le tube terminal muqueux est ligaturé sur une paille. La chenille est alors maintenue au-dessus d'une source de chaleur et gonflée par insufflation jusqu'à la dessiccation. Nous ne vous apprendrons rien en vous disant que les résultats sont en général décevants, car les chenilles soufflées peuvent être décolorées ou brunies, transparentes, trop dilatées, déformées, et sont très fragiles à manipuler.

Dans de rares cas, certains amateurs ont pu réussir de jolies préparations par le soufflage. Nous rendons hommage à un ami et collègue du docteur Houyez, Alphonse van der Sloot, de Boisfort, qui a su tirer le maximum d'une technique dont nous allons parler pour en exposer les déficiences.

2. Quels sont les critères de la préparation idéale ?

Une chenille parfaitement préparée a un aspect aussi naturel que possible. La distension et la transparence ne sont pas exagérées. La forme est gracieuse, naturelle ; la segmentation extérieure est bien apparente, et les pattes sont saillantes. Il n'y a ni affaissement, ni rétraction. Le relief et les plis sont conservés. Les dessins sont bien contrastés, sans empâtement. La fragilité n'est pas excessive et un montage sur épingle en facilite la manipulation. Il n'y a pas de graissage et la conservation doit être illimitée, sans altérations.

3. Que reprochons-nous à la technique du soufflage ?

Il y a d'abord les méfaits de l'éviscération.

Au contact des émanations toxiques du cyanure de potassium et du chloroforme, les chenilles réagissent par une hypertonie musculaire généralisée et considérable. C'est ainsi que l'expulsion du tube digestif ne peut être réalisée qu'au prix d'une insistence dont les brides musculaires et les tissus délicats de l'ectoderme font les frais. Les ruptures par éclatement ne sont pas rares chez les chenilles malades ou parasitées.

Dès 1944, le Dr. Houyez est parvenu à réduire à néant la tonicité musculaire par ce qu'il a appelé le « stress à la chaleur ». Après une courte anesthésie à l'éther sulfurique, les chenilles sont plongées dans de l'eau à 80° C. Après quelques mouvements convulsifs, la flaccidité est telle

qu'il y a expulsion spontanée des matières fécales et de la portion terminale du tube digestif. L'opération peut alors se poursuivre sans dommages.

À ces difficultés de l'éviscération viennent s'ajouter l'action néfaste de la chaleur : la décoloration des chenilles vertes et le brunissement rougeâtre des teintes grises. C'est aussi en 1944 que le Dr. Houyez a mis en évidence le rôle de l'élasticité tissulaire. Le souffleur de chenilles se trouve devant un dilemme : ou bien il arrête le chauffage avant la dessiccation totale et la chenille s'affaisse, ou bien il poursuit l'opération jusqu'à la destruction complète des fibres élastiques ; il s'ensuit alors une dilatation pouvant générer dans les cas extrêmes l'aspect en baudruche avec disparition de la segmentation. La déshydratation totale fait perdre aux larves leur beauté naturelle, les téguments étant parfois réduits à la cuticule, et des débris de la portion initiale du tube digestif peuvent se voir par transparence.

4. Les autres procédés de conservation

Il y a d'abord le maintien en milieu liquide basé sur l'emploi des fixateurs et des déshydratants, dont les plus classiques sont les alcools éthylique et méthylique, l'acétone, le formol et l'acide acétique. En raison de la décoloration des spécimens, elle rend plus de services aux morphologistes qu'aux systématiciens.

Quant à la cryofixation, c'est-à-dire la congélation sous vide, elle est le seul moyen connu de conserver parfaitement et sans altérations les teintes vertes. Mais le résultat global est inconstant et imprévisible. Les dessins sont bien apparents, mais les multiples exemplaires qui nous ont été soumis sont ratatinés et déformés.

Le principal inconvénient de cette méthode réside dans une extrême fragilité pendant le montage sur épingle et la manipulation intensive. En outre, elle n'est guère à la portée des amateurs en raison du matériel coûteux qu'elle nécessite pour la mise en oeuvre.

La technique « Houyez » : le lent cheminement des idées et les diverses étapes

A. Dès 1944, pour éviter la dilatation en baudruche, le Dr. Houyez fait suivre l'extraction des viscères (éviscération) d'une injection de diverses paraffines colorées, pour éviter la dilatation en baudruche. Malheureusement, 5 % seulement des préparations se sont avérées valables ; dans la majorité des cas, il se produisait dès le second jour, des marbrures rendant toute détermination impossible.

Les inconvénients de la paraffine.

C'est la carence des procédés classiques qui nous a incité, il y a plus de cinquante ans déjà, à pratiquer des injections intracavitaires de paraffine fondu au moyen de pipettes de Pasteur. Elles ont nécessité un long apprentissage, fructueux d'ailleurs, puisqu'il nous a permis de faire d'intéressantes observations sur les causes des échecs de cette nouvelle méthode. Il y a d'abord les écoulements au niveau des ligatures, l'obstruction des aiguilles, la difficulté de contrôler les formes. Ces trois facteurs sont dus au manque de plasticité du produit injecté, dont la fusion brutale est suivie d'un durcissement prématuré. Lorsque celui-ci est achevé, l'aspect est cireux et transparent ; les altérations dues à la chaleur sont manifestes. Les résultats initiaux de ces injections sont donc des plus médiocres.

Durant 20 ans, le Dr. Houyez a expérimenté une multitude de produits les plus divers, tels glycérine et gels à base de gélose, cellulose, vaseline, lanoline, huiles et mastics, stearates, silicones de l'époque, résines, pâtes plastiques... Mais le même problème se manifestait à chaque fois et inéluctablement, à savoir des marbrures zébrant le corps des préparations, et du graissage de surface allant jusqu'à la formation de gouttelettes.

Comme si cela ne suffisait pas, de nouveaux problèmes se sont dressés à l'horizon. Voici en effet qu'apparaît un phénomène nouveau inconnu des souffleurs de chenilles : la mélanisation. Quelques heures après l'injection, et au plus tard le lendemain, des taches noires ou brunes s'observent au niveau de la tête, à l'extrémité des pattes et dans la région anale. Ces altérations sont dues à la présence de mélanine.

Sans entrer dans la biochimie si complexe de la mélanogénèse, rappelons que ces pigments se forment aux dépens d'un acide aminé, la tyrosine, sous l'influence d'une enzyme spécifique appelée tyrosinase. Cette combinaison est favorisée par l'attrition tissulaire résultant de pressions intempestives dans la région anale lors d'une mauvaise éviscération. La tyrosinase étant détruite par la chaleur, les « placards » signalés

n'apparaissent plus lorsqu'au cours de l'injection, on plonge les chenilles dans de l'eau à 80° C. pendant un laps de temps dépassant celui du contact avec la paraffine chaude.

Désirant éviter les méfaits de la chaleur, c'est en vain que nous avons essayé de les faire disparaître par immersion dans de l'eau oxygénée à 30 volumes. Le froid retarde et diminue la mélanolysèse alors que la congélation à -20° ne fait que l'inhiber de façon temporaire.

Le professeur Jeuniaux s'est beaucoup intéressé à l'hémolymphe des chenilles ainsi que son collaborateur, Mr. Grégoire. Ces deux chercheurs ont pratiqué des dosages de la tyrosinase dont la quantité varie de 1 à 80 selon les espèces. Nous avons pu observer qu'il n'y a pas de rapport entre la quantité de tyrosinase et la tendance au noircissement. Certaines chenilles comme *Plusia gamma* L. brunissent de façon régulière et intense alors que d'autres ne le font pratiquement jamais.



Autographa (Plusia) gamma L. - Photos Olei



B. Mis à part cette mélanolysèse, le problème le plus ardu qui se présente est l'apparition de marbrures dues en partie à la présence d'interpositions graisseuses entre les téguments et la pâte injectée.

Abordons l'épineux problème de l'élimination des lipides.

La question n'est pas neuve ! Depuis plus d'un siècle, les préparateurs d'insectes les rendent responsables de modifications post-mortem telles que le graissage ou la disparition des magnifiques reflets métalliques de certains coléoptères.

Dans le cas particulier des chenilles, ils s'accumulent dans la cavité abdominale sous la forme d'amas connus sous le vocable de « corps gras ». Nous regrettons que l'emploi des solvants usuels tels que l'éther sulfurique, le benzène et l'acétone se soit soldé par un échec en raison d'un durcissement précoce et intense empêchant le moulage intracavitaire subséquent. C'est néanmoins le principe de la diminution spontanée des lipides qui est à la base de la méthode originale d'hibernation artificielle décrite en 1968 par le Dr. Houyez.

Pour éviter des redites à propos des larves, disons qu'elle doit être appliquée de manière systématique. Elle consiste à isoler les chenilles dans des boîtes en plastique compartimentées, qu'on maintient au frigidaire à 4° C. pour une durée maximale, c'est-à-dire jusqu'à ce que le pincement ne provoque plus chez le sujet qu'une faible réaction préléthale. Passé ce délai, la mélénisation pourrait réapparaître en quelques heures. Au début, les logettes doivent être nettoyées et aérées quotidiennement pour éliminer les déchets de la digestion.

Au cours de cette diapause artificielle qui dure de quelques jours à trois semaines selon la taille des espèces, il y a déshydratation, vidange du tube digestif et combustion des graisses, trois facteurs nécessaires pour obtenir une bonne préparation.

C. Grâce à de nombreux échecs, osons-nous dire, l'expérimentation continue et inlassable a permis au Dr. Houyez de mettre en évidence 14 conditions requises pour qu'une pâte soit injectable.

1. **Sa bonne conservation dans le temps**. Dès 1944, il a tenté des essais avec des pâtes semi-transparentes à base de gélatine solidifiée d'un usage courant en pharmacie et imprimerie. Malgré l'adjonction de formol et d'antiseptiques divers, cette substance s'est révélée très altérable et a dû être abandonnée.

2. **La teneur en eau doit être nulle** pour éviter les rétractions et les déformations par évaporation. Sont donc exclus les différents gels du commerce, ainsi que les gommes utilisées en confiserie.

3. Sa composition chimique ne doit **pas comporter de glycérine**, entrant dans la composition de nombreuses pâtes du commerce. En effet, un graissage rapide apparaît, provoquant de graves altérations tissulaires.

4. **La cire d'abeille et la paraffine solide** sont les seuls produits qui n'ont pas donné de graissage. Sont donc exclus les stéarates des bougies et de la cire de baleine, les mastics de tous les composés renfermant de la vaseline ou de la lanoline. La plupart des silicones actuels (90 % en 1980) donne également du graissage, parfois seulement après plusieurs semaines. Ce n'est plus le cas actuellement (2025).

5. **Les pâtes doivent être au départ incolores** ou de teinte très claire, puisque nous ajoutons des traces de colorants pour reproduire la teinte de fond au niveau de l'abdomen, tout en naturalisant les téguments.

6. **La transparence**, qui est le principal reproche qu'on adresse au chenilles soufflées. Si les pâtes opaques conviennent pour la préparation des chenilles poilues ou noires et de rares chenilles glabres, il n'en est pas de même pour les larves semi-translucides.

7. **La viscosité**. Les produits trop fluides donnent facilement des écoulements au niveau des ligatures ; trop visqueux, ils ne peuvent servir à la

préparation de chenilles de petite taille qui nécessite l'emploi d'aiguilles de fin calibre.

8. En principe, tous les produits contenant des solvants organiques sont exclus car leur évaporation emmène un **phénomène de rétraction**.

9. **Il est indispensable que la pâte adhère fortement** aux téguments pour éviter les marbrures de décollement.

10. C'est un corollaire du précédent. **La pâte doit être plastique** car il ne s'agit pas de remplir un sac mais de mouler une cavité naturelle, afin de donner à la préparation la forme désirée et la plus proche possible de la réalité.

11. **Il est souhaitable que la pâte absorbe** les reliquats aqueux et graisseux de l'éviscération ; la cire d'abeille convient donc parfaitement.

12. **Le point de fusion doit se situer entre 55 et 70° C.** ; en effet, un point de fusion inférieur à 50° serait catastrophique en cas d'exposition au soleil, et à partir de 70°, certaines altérations dues à la chaleur se produisent déjà.

13. **Les produits doivent être aisément manipulables**.

14. **Le prix de revient doit être accessible** aux amateurs et aux débutants (il faut considérer que l'achat de tout le matériel de base nécessite un investissement de 3 à 4.000 AFB).

Compter environ 200 à 250 € à l'heure actuelle, en tenant compte de l'augmentation des prix.

En conclusion, que reste-t-il ? Peu de choses ! Jusqu'à présent (1978), ce que l'on gagne d'un côté ou le perd de l'autre...

D. Les grandes découvertes et applications du Dr. Houyez

+++ Le **Titriplex III** (abrégé en T. III pour la suite du texte) qui neutralise la tyrosinase et empêche le noircissement.

Je vous rappelle qu'avant 1974, la prévention du noircissement ne pouvait se faire qu'en détruisant la tyrosinase par la chaleur. C'est à cette époque que les recherches bibliographiques assidues menées par le Dr. Houyez ont attiré son attention sur la probabilité d'intervention dans le mécanisme enzymatique d'ions catalyseurs, avec en ordre principal des traces de cuivre.

Il a paru logique d'essayer des injections de complexons (ou chélateurs) qui ont la propriété de former avec ces ions métalliques des composés hydrosolubles non dissociés. Il a donné la préférence au sel sodique de l'acide éthylène-diamine-tétra-acétique commercialisé par les laboratoires Merck sous le nom de Titriplex III, qui est employé couramment par les chimistes pour le titrage de certains métaux. C'est une poudre blanche que nous dissolvons dans de l'eau distillée ; elle n'a généré jusqu'à présent aucune altération de couleur.

+++ L'Aérosil

le Dr. Houyez a mis à profit les propriétés d'un dioxyde de silicium, commercialisé sous le nom d'Aérosil. Il se présente sous la forme d'une poudre blanche impalpable utilisée dans l'industrie comme agent émulsionnant et stabilisateur. Il a pour effet de supprimer les traces de graissage d'un silicone de la firme Edwards, que nous allons utiliser dans la préparation de la pâte à injecter.

+++ Les mastics vulcanisants

utilisés pour des chenilles ne supportant aucune forme de chaleur.

Certaines chenilles, comme celles de *Notodonta ziczac* L., rougissent même lorsque notre pâte standard est poussée sous eau froide.



Notodonta ziczac L. - ← Photos Olaf Leillinger & Harald Süpflé ↓



Aussi, le Dr. Houyez a utilisé pour l'expérimentation des élastomères du commerce permettant d'assurer l'étanchéité des aquariums. Leur viscosité exclut l'emploi d'aiguilles fines, mais nous les fluidifions avec du collodion pour les chenilles de moyenne et grande taille, qui peuvent donc ainsi être préparées complètement à froid. Nous utilisons le Silirub ou la colle Rubson incolore, mais d'autres produits présentent des propriétés similaires qui peuvent convenir.

Il existe à l'heure actuelle, dans tous les magasins de bricolage, une quantité considérable de mastics siliconés, solubles souvent dans l'acide acétique. La porte est grande ouverte à l'expérimentation.

+++ Un bon antiseptique : le Cialit***

Il s'agit d'un antiseptique puissant. C'est un composé mercuriel organique, actif à la dilution de 1/20.000. Il est en vogue en chirurgie pour la conservation des greffes. Nous l'employons en solution aqueuse à 1/1.000, renouvelable tous les trois mois. Pour éviter les marbrures de dessiccation et conserver une turgescence cellulaire normale, ce produit est à l'étude pour la conservation d'une partie des chenilles en milieu liquide. La présence de cire étant une contre-indication au maintien en milieu aqueux, nous n'y plaçons que des spécimens préparés à l'aide de

mastic vulcanisant et destinés à des essais de cryofixation si on désire réaliser des préparations à sec.

*** Ce composé chimique n'existe plus ; voir notre note à la page 32.

Situation actuelle

Nous considérons, au moment présent (1980), que nous pouvons naturaliser 80 % des espèces paléarctiques avec un résultat très souvent proche de la perfection.



Photo M. Lecomte - ©

← *Arctia caja*

Nous appliquons la technique à froid aux chenilles poilues (*Arc-tiidae* et *Lasiocampidae*), aux *Geometridae* et à la majorité des Rhopalocères ; l'injection de pâte à chaud est surtout réservée aux *Noctui-dae*.

Nous avons appliqué la technique à froid aux larves molles de coléoptères (*Scarabaeidae*, *Cerambycidae*) avec un succès total dans la limite de nos expérimentations.

Les 20 % restants sont constitués par des chenilles « vertes », mais des solutions plus spécifiques, exigeant plus de manipulations, sont en bonne voie de réussite.



Lasiocampa quercus



Larve de hanneton (*Melolontha melolontha*)



Photo G. Ouvrard - ©

Dasychira pudibunda

Techniques et préparation

Le matériel nécessaire pour la préparation des chenilles

Éther sulfurique - benzine rectifiée

Acide acétique glacial - formaline du commerce (formol) à 40 %

Eau distillée du commerce - collodion

Alcool dénaturé - **Titriplex III**

Cire d'abeille blanche

Soft grade high vacuum grease Edwards (SGHVG) : 1 pot

Cialit - Nitrate d'uranium

Aérosil (dioxyde de silicium) - **Silirub** ou Rubson (mastic pour aquariums) : un tube

Même si ce fascicule date de 1980, les produits notés en caractères **gras** existent toujours à l'heure actuelle (2025).

Couleurs à l'huile (noir, brun, rouge vermillon, vert véronèse, blanc de zinc, jaune, bleu clair, vert permanent)

Ouate cellulosique

Colle pour insectes

Réchaud électrique et récipient pour bain-marie

Boîtes compartimentées en plastique pour isolement des chenilles

Petit entonnoir, seringues et cuillers en plastique

Carnet pour annotations (impératif) : date de récolte, numéro, espèces, provenances, legit, élevage, date des préparations, mode de préparation résultat noté de 0 à 3, évolution, destination, observations diverses et incidents

Fils de cuivre verni (bobinage de moteurs) de diamètres différents

Epingles entomologiques de diverses tailles

Une bobine de fil à coudre - une loupe et un pinceau

Boîtes de Pétri de 6 & 10 cm de diamètre + un mélangeur

Pince à forcipressure - petits ciseaux courbes - une pince de philatéliste - une pince pointue - trois verres de montre - pipettes de Pasteur - seringue à piston en verre Pyrex - verre à pied gradué - aiguilles à injection de diamètres différents

Tout ce matériel peut être adapté par chacun et possède certainement son équivalent ; la porte est ouverte aux expériences, à l'ingéniosité et à l'habileté personnelles.

Nous accepterons avec grand plaisir toute remarque pratique visant à l'amélioration de points précis de notre technique.

Techniques de préparation

I. Le choix des chenilles à préparer

Il est nécessaire d'opérer une sélection sévère et de choisir les chenilles au départ. Il importe de ne pas naturaliser des spécimens flasques ou durcis par la grasseur, ainsi que toute larve en prénymphose ou en période de mue. Il faut attendre que la nouvelle parure soit durcie.

Le meilleur moment pour les cas difficiles se situe dans les 2 ou 3 jours qui suivent la mue, avant la reprise présumée de l'alimentation. Lorsqu'au cours de l'éviscération, on expulse des traces de liquide pâteux, témoin d'un début de diapause nymphale, il ne faut pas insister.

Si on constate la présence de larves de parasites, il en va tout autrement et nos meilleures préparations de *Pieris brassicae* L. sont celles qui avaient été vidées de leur substance au cours de ce parasitage.



Pieris brassicae L.

Quant aux ectoparasites, les perforations sont inexistantes si l'éviscération est effectuée dans de bonnes conditions.

En ce qui concerne les grosses chenilles exotiques, nous conseillons de les préparer à mi-taille, au troisième stade de nymphose par exemple.

En effet, l'attente de la taille maximale présente deux inconvénients majeurs : d'abord la nécessité d'employer de grandes quantités de produits, mais ensuite et surtout le fait qu'à ce moment, la couche de fibres musculaires sous-cutanées est très importante, ce qui amènera des dégradations de couleur ainsi que des marbrures.

Quant aux larves de coléoptères (notamment celles du hanneton commun - voir photo p. 14), elles n'ont jusqu'à maintenant présenté aucun problème et peuvent être préparées à n'importe quel stade de leur vie.

Il ne faut pas non plus considérer comme un fait établi que cette sélection, si minutieuse et si judicieuse soit-elle, va amener à chaque fois une réussite totale. Le matériel d'expérimentation que nous utilisons est de la matière vivante qui recèle au plus profond de ses cellules des données que nous ne connaissons ou maîtrisons pas. Aussi, au départ de deux chenilles soeurs, exactement pareilles d'aspect et de conditions de vie, il est possible et même fréquent d'obtenir une préparation excellente et

une autre médiocre. Cela ne tient pas nécessairement à des erreurs de manipulation ou à un défaut de technique du préparateur : c'est inhérent à l'essence même de la chenille, à son état de santé...

Voici également un autre point que nous croyons devoir préciser ! Lorsque nous annonçons un taux de réussite de préparation proche de 100 %, il faut se limiter aux données précisées ci-après.

Prenons un exemple bien précis : je possède 15 chenilles de *Lasiocampa quercus* que je désire naturaliser. Après une sélection sévère selon les critères déjà énoncés auparavant, je décide d'en préparer 9, et le résultat est excellent pour les neuf préparations. 100 % de réussite totale signifie donc que j'aurai 9 préparations parfaites sur 15 chenilles de départ.

Nombre de facteurs peuvent jouer : épaisseur et transparence de la peau, nature et localisation des pigments, abondance et sans doute composition du corps gras, épaisseur et disposition des muscles et des trachées, présence d'appendices et de poils, état de réplétion ou de vacuité du tube digestif, grosseur de la chenille, phénomènes biologiques variés comme période de mue et prénymphose, maladie, parasitisme, déshydratation lors de la diapause hivernale, dégénérescence par consanguinité, présence de grosses glandes séricigènes...

II. L'hibernation artificielle

Après avoir trié les chenilles selon les critères énumérés ci-dessus, il convient de les placer au frigidaire dans des boîtes de plastique compartimentées. Le choix de ces boîtes d'hibernation est fonction évidemment de la taille de la chenille. Ce séjour à une température de 4° C. doit être de durée maximale, c'est-à-dire jusqu'au moment où un pincement ne provoque plus qu'une faible réaction pré-létale. Il y a déshydratation, combustion des graisses et vidange du tube digestif.

Cependant, la larve ne doit pas mourir. En cas d'accident et de décès prématuré de la chenille, il est possible d'entreprendre sa préparation immédiatement après la mort (ou encore de congeler directement la larve, afin de stopper le début de la mélénisation). Les boîtes compartimentées sont indispensables afin d'éviter les cas de cannibalisme.

Chaque chenille doit être accompagnée des renseignements suivants : lieu de capture, code postal, date de la trouvaille, plantes-hôtes si elles sont connues ; en effet, la future préparation n'aura un réel intérêt scientifique que si elle est accompagnée de données précises et strictes.

Il est nécessaire, chaque fois que cela s'avère possible, de préparer tout de suite les chenilles « à point ». Cependant, nous comprenons très bien qu'on ne puisse agir immédiatement en période d'abondantes trouvailles.

Dans ce cas, nous conseillons de placer les chenilles, après hibernation maximale, au surgélateur à -20° C. en les injectant au préalable avec du Titriplex III.

Nous ne pouvons pas émettre d'avis en ce qui concerne la durée de séjour des larves au surgélateur ; jusqu'à maintenant, nous n'avons pas dépassé des périodes de plus de quatre mois entre la surgélation et la préparation. Nous n'avons pas encore observé de problèmes irréversibles ni de mélanisation à ce jour.

III. La neutralisation de la tyrosinase

Le T. III s'utilise en solution aqueuse (ou distillée) à 2 % comme dose minimale, mais à 5 % de préférence. Pour de grosses chenilles exotiques, nous allons jusqu'à 10 % de concentration.

Les solutions ne doivent en aucun cas entrer en contact avec du métal ou du verre sous peine d'être neutralisées. Elles sont conservées dans des flacons en plastique ; tout le matériel doit être en plastique, sauf l'aiguille d'injection... par nécessité. Le liquide résiduel des aiguilles doit être jeté avant rinçage immédiat du matériel à l'eau bidistillée.

Protocole de travail

+++ Anesthésier la chenille à l'éther sulfurique ou à l'acétate d'éthyle (nous préférons ce dernier car il conserve toute la souplesse des téguments, contrairement au premier qui peut les durcir).

+++ Soulevez légèrement le clapet anal (sorte de petit couvercle recouvrant l'anus) et introduire une aiguille dans l'abdomen en prenant bien soin de la guider afin de ne pas trouer la cuticule.

+++ Amener la pointe de l'aiguille le plus près possible de la tête.

+++ Éjecter lentement le liquide (solution de T. III) jusqu'à distension maximale.

+++ Après injection, pincer légèrement la partie du corps arrière de la chenille puis faire circuler le liquide par pressions alternées afin de bien le répartir, surtout dans la tête où du contenu viscéral a été repoussé ; effectuer de légers mouvements de va-et-vient.

+++ Laisser agir le T. III (un ¼ d'heure pour les espèces de petite taille, une ½ heure pour les espèces de taille moyenne, une heure à une heure et demie pour les grandes espèces, surtout les exotiques).

+++ Durant le temps de réaction, laisser reposer la chenille injectée sur un carré d'ouate cellulosique qui absorbera les reliquats aqueux ; le tout sera posé sur un support plastique plat.

+++ Rincer soigneusement le matériel utilisé à l'eau distillée.

IV. L'éviscération

Après avoir laissé agir la solution de T. III durant le temps adéquat, poser la chenille sur de l'ouate cellulosique, qui va servir à absorber les reliquats aqueux et graisseux et les humeurs qui vont être expulsés.

Protocole de travail

+++ Exercer une pression des doigts à plat sur le corps de la chenille. La pression doit être continue et contrôlée car écraser la larve serait une cause de mélanisation.

+++ Sous l'effet de la pression, l'extrémité du tube digestif va apparaître (si ce n'est pas le cas, soulever le clapet anal et distendre l'anus à l'aide d'une pince pointue afin de faciliter la sortie de l'intestin).

+++ Section du tube anal à l'aide de ciseaux. Deux façons de procéder :

- + si vous avez choisi une préparation à froid, sectionner à ras du corps de la chenille ;
- + si vous avez choisi une préparation à chaud, laisser un bout du tube digestif de 5 à 10 mm (il servira à la ligature). Cette opération s'avère assez délicate et demande beaucoup d'attention.

+++ Faire pression et évacuer les déchets (la pression est exercée de la tête vers l'anus).

+++ Ensuite, terminer l'éviscération en roulant la chenille à l'aide d'un bâtonnet, toujours de l'avant vers l'arrière afin de bien vider le tube digestif.

Ne pas appliquer ce dernier point aux chenilles à taches jaunes comme les *Cucullia* ainsi que les *Arctiidae*. Des précautions sont à prendre également avec les chenilles vertes qu'il faut presser le moins possible. Ces cas spécifiques seront étudiés en détail dans un autre chapitre.

+++ Laver la chenille à l'eau distillée afin d'éliminer les déchets de surface qui provoqueraient plus tard des précipités. Sécher la chenille à l'ouate cellulosique.

+++ Etirer soigneusement la larve pour lui rendre sa longueur normale en prenant la précaution de presser délicatement l'anus afin d'éviter toute entrée d'air. Le fait de négliger cette précaution amènera immanquablement l'apparition de marbrures d'interposition entre la pâte injectée et les téguments, à cause des bulles d'air.

+++ Déposez une ou deux gouttes de benzine sur la chenille : cela évitera une distension exagérée en longueur lors de l'injection, ceci seulement pour les grosses espèces poilues, telles *Macrothylacia rubi* L., *Lasiocampa quercus* L. par exemple (voir photos page suivante), et la plupart des *Lasiocampidae*.



↑ *Macrothylacia rubi* L.

V. L'injection de pâte « à froid »

Nous utilisons du Silirub (élastomère siliconé utilisé par les aquariophiles) ou du Rubson incolore (se trouve dans les grandes surfaces - il s'utilise pour colmater les fissures ou des joints). Personnellement, nous donnons notre préférence au premier produit cité.

Protocole de travail

+++ Dans une cupule en verre, déposer la quantité de pâte estimée nécessaire (ne pas en préparer plus de 4 ou 5 cm³ à la fois, et la fluidifier avec du collodion). Ne pas dépasser en collodion ¼ du volume préparé, sinon il y aura des phénomènes de rétraction suite à l'évaporation de l'éther. Cette fluidification est cependant nécessaire afin de faciliter l'injection, du fait que le Silirub est assez compact.

+++ Utiliser des aiguilles employées par les vétérinaires, de 1 à 2 mm de diamètre (les pointes ont été sciées et érodées afin d'obtenir une section ronde qui ne déchirera pas la larve lors de l'intromission).

+++ Colorer la pâte si cela s'avère nécessaire à l'aide de couleurs à l'huile (prendre en considération la couleur du ventre). Il s'agit d'un palliatif destiné à remplacer certaines colorations disparues avec la suppression des viscères. Il ne faut ajouter que des traces infimes de couleur. Il vaut mieux sous-colorer que sur-colorer par rapport à la couleur naturelle.

+++ Remplir la seringue par le gros bout, après avoir enlevé le piston.

+++ Compacter la pâte en réintroduisant le piston afin qu'il ne subsiste aucune bulle d'air.

+++ Dans le même but, amener par pression la pâte jusqu'à l'orifice de l'aiguille avant de l'introduire dans la chenille.

+++ Juste avant d'injecter, verser quelques gouttes de benzine sur la peau afin d'éviter qu'elle ne s'allonge exagérément sous la pression.

+++ Faire pénétrer l'aiguille dans le tube anal et en amener l'extrémité jusqu'à la tête ; ainsi la pâte chassera les éventuels résidus et l'air vers l'arrière.

+++ Si par accident, des bulles étaient visibles sous la peau de la chenille, il suffit de les percer à l'aide d'une très fine aiguille juste après l'injection.

+++ Veiller en injectant à ne pas exagérer la taille de la chenille et à ne pas la boudiner. Les segments doivent rester bien marqués.

VI. La pâte « à chaud » ou « pâte Houyez* »**

******* J'ai choisi de l'appeler dorénavant de cette manière, afin de rendre hommage à son inventeur et mon maître en la matière.

A. La préparation

Dans une grande coupelle, mélanger à chaud et au bain-marie :

+++ de la cire d'abeille blanche et de la S.G.H.V.G.E. en proportions égales ;

+++ y ajouter de l'Aérosil qui va servir d'émulsifiant et de stabilisateur (2 à 3 cuillères à café pour 100 cm³ de pâte).

Précautions à prendre :

+++ bien écraser les éventuels grumeaux pouvant se former ; tourner très lentement la pâte pendant la fusion et jusqu'à refroidissement complet ;

+++ éviter d'y laisser subsister des bulles ;

+++ répartir la quantité de pâte préparée dans cinq ou six petites coupelles (pour d'éventuelles colorations).

B. L'injection

+++ Lors de l'éviscération, lorsque le tube terminal apparaît, il faut le percer à la pointe pour éviter qu'ils n'éclate à la base.

+++ Sectionner le tube terminal à au moins 3 mm de l'anus... Et en tout cas, le plus loin possible.

+++ Faire fondre une petite coupelle de pâte et la colorer à l'aide de couleurs à l'huile, si cela s'avère nécessaire (voir les critères de coloration évoqués précédemment en page 20).

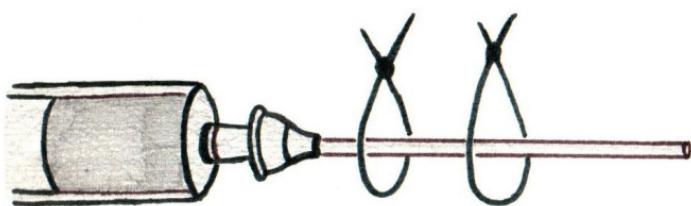
+++ La pâte fondu est aspirée dans une seringue en Pyrex avec piston en verre, sans aiguille ; ensuite poser une aiguille de calibre approprié (veiller à ce que l'aiguille soit solidement fixée). Les seringues à piston métallique sont déconseillées car le fer et le verre ayant des coefficients de dilatation différents, cela provoque immanquablement la rupture du corps de la seringue.

+++ Ne pas laisser subsister de bulles dans la seringue.

+++ Préparer 2 boucles de fil à coudre (mouiller le fil afin qu'il « obéisse » plus facilement) et le passer sur l'aiguille (figure 1). Il est en effet prudent de doubler la ligature afin d'éviter des écoulements de pâte lors de l'injection.

Nous avons réalisé des essais avec du fil de pêche en nylon de faible diamètre (0,10 à 0,12 mm), mais cela ne s'est pas avéré probant car les nœuds ont tendance à glisser plus facilement.

fig. 1 :



+++ Introduire la pointe de l'aiguille dans le morceau de tube digestif subsistant, jusqu'au ras de l'anus et serrer fortement les deux boucles de fil (figure 2).

sont alors chauffées sur un réchaud électrique, la partie terminale étant protégée par un papier cartonné humidifié sur lequel repose la chenille (figure 3).

fig. 2 :

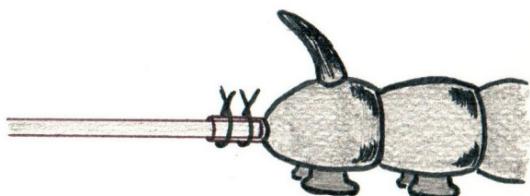


fig. 3 :

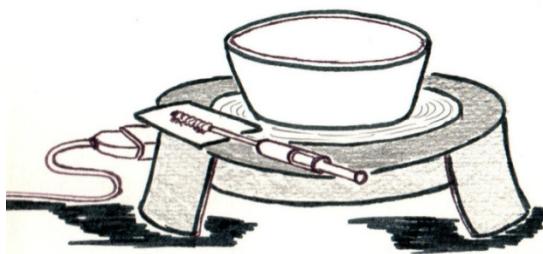
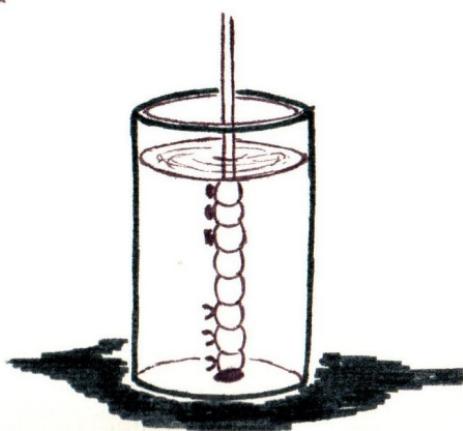


fig. 4 :



+++ Dès que la chenille commence à enfler près de la ligature, sous la pression de la pâte dilatée par le chauffage, pousser prudemment le piston jusqu'à donner à la chenille la forme désirée.

+++ Dès que la chenille commence à enfler près de la ligature, sous la pression de la pâte dilatée par le chauffage, pousser prudemment le piston jusqu'à donner à la chenille la forme désirée.

Pour certaines chenilles, notamment celle des *Notodontidae* (voir photo page 12), il faut directement pousser l'injection sous eau froide, afin d'éviter des altérations de couleur.

+ Dégager prudemment les ligatures et sectionner le tube digestif au ras de l'anus.

VII. Montage de la chenille

Si vous avez déjà eu l'occasion de voir certaines de nos préparations, vous aurez remarqué quelles sont rectilignes, avec parfois une légère courbure dans le plan sagittal (courbure en S). L'expérience a montré qu'il était plus facile d'observer les lignes et les dessins pour les comparer lorsque les chenilles sont placées côte à côte en position symétrique.

Du point de vue muséologique, il n'en est pas de même, et il nous est loisible de conserver les aptitudes naturelles pour mettre en évidence certains caractères spécifiques.

La collection de chenilles naturalisées du docteur Houyez est conservée au Musée des Papillons à Liège. Marcel Lecomte a fait don de sa collection personnelle au Muséum d'Histoire naturelle de Bruxelles, où elle peut être consultée à la demande.

Nous utilisons pour les maintenir horizontales et aisément manipulables un mandrin en fil de cuivre monté sur une épingle entomologique de taille variant du n° 2 à 5, et introduit par l'anus dans la pâte injectée.

Voici comment confectionner ce mandrin :

+++ utiliser du fil de cuivre verni (celui qu'on trouve dans les bobines des moteurs électriques) d'un diamètre variant de 0,5 à 0,75 mm. Il est important qu'il soit verni pour éviter les altérations ultérieures sous l'influence des agents chimiques ;

+++ prendre un morceau de 10 cm de longueur ;

+++ en son milieu, le tourner trois ou quatre fois autour de l'aiguille **en le serrant** (sous peine de voir la pièce montée tourner autour de l'épingle), et ce au tiers supérieur de celle-ci (figure 5) ;

+++ ensuite, à l'aide d'une pince, torsader ensemble des deux bouts libres (c'est ici qu'intervient la pince à forcipressure, c'est-à-dire auto-serrante... Mais ce n'est pas indispensable (figure 6) ;

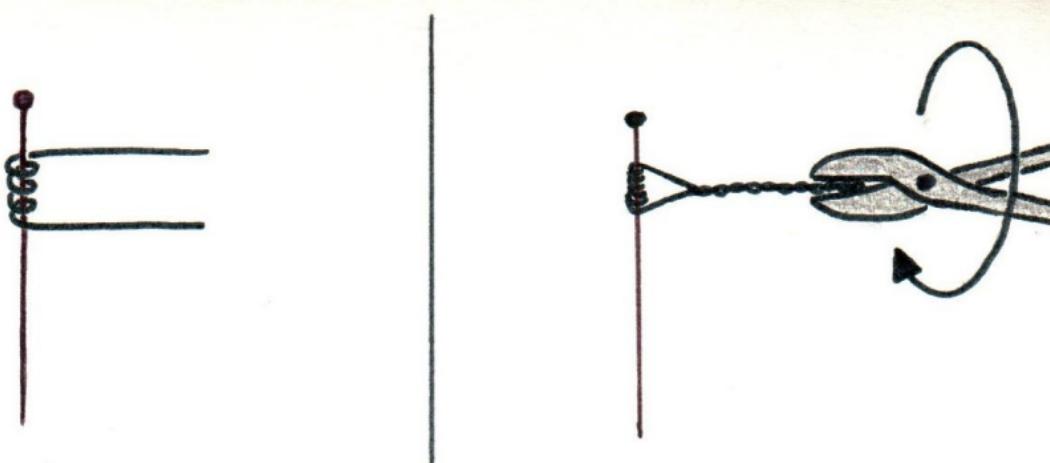


Figure 5 ↑

Figure 6 ↑

fig. 7 :

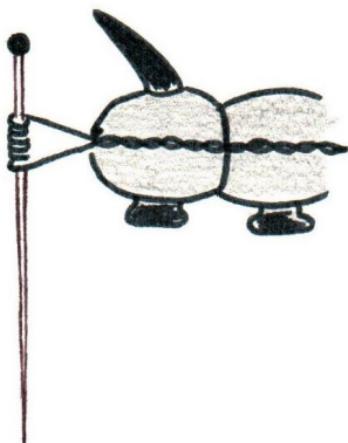
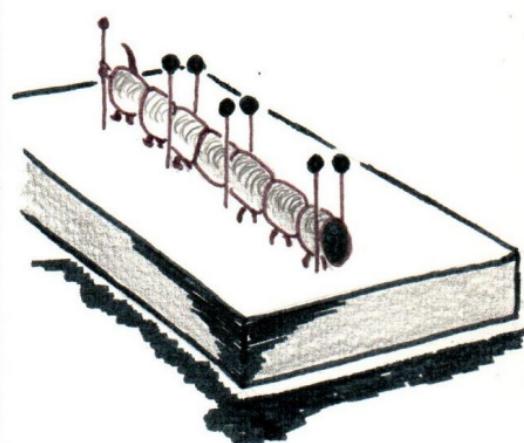


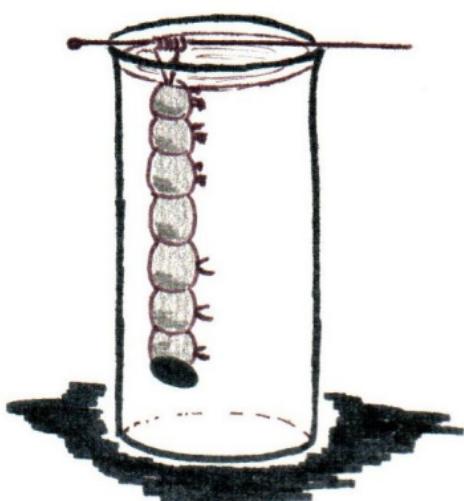
fig. 8 :



+++ par l'anus, faire pénétrer le mandrin dans la pâte dans son entièreté, jusqu'au triangle formé par le bout de la torsade (figure 7) ;

+++ pour les chenilles poilues, leur donner leur forme définitive, en les épingleant sur une plaque de polystyrène expansé (frigolite) et maintenir le corps bien en place à l'aide d'épingles à boule, durant au moins une semaine (figure 8) ;

fig. 9 :



+++ pour les chenilles glabres (sans poils), les placer dans le réactif de Kelsheimer (1,5 g de nitrate d'uranyl, 90 cc d'alcool à 95°, 3 cc de formaline, 2,5 cc d'acide acétique glacial) ;

+++ les laisser dans ce réactif durant $\frac{1}{2}$ h à 2 heures selon la taille de la larve (figure 9) ;

+++ veiller à ne pas placer le mandrin et l'arrière du corps où affleure la pâte Houyez* ou le Silirub**, avec le réactif.

* pour placer un court mandrin dans une chenille injectée avec cette pâte, il faut percer un petit trou avec une aiguille chauffée.

** Introduire le mandrin avant le durcissement du Silirub.

VIII. Le travail de finition

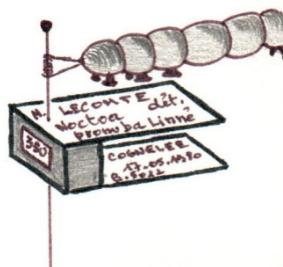
Si vous voulez donner à la préparation son caractère scientifique, il est nécessaire de l'accompagner de certains renseignements indispensables. Voici comment nous pratiquons :

+++ utiliser deux étiquettes, une de détermination de l'espèce, l'autre pourtant les renseignements suivants : lieu et date de capture, plantes hôtes éventuelles ;

+++ la préparation portera en outre un numéro d'ordre renvoyant à un cahier de préparations, dont nous reparlerons plus loin ;

+++ coller ces étiquettes sur les faces supérieure et inférieure d'un cube de frigolite (polystyrène expansé) ; la tranche verticale externe portera un numéro d'ordre (figure 10).

fig. 10 :



Le cahier des préparations est indispensable afin de centraliser tous les renseignements touchant chaque chenille et la technique de préparation utilisés ; même (surtout) les échecs doivent être soigneusement notés car ils constituent une précieuse leçon pour l'avenir.

Voici les divers enseignements que nous notons :

- date de trouvaille
- identification de l'espèce
- numéro d'ordre
- origine (lieu précis, code postal, pays, altitude...)
- nom du récolteur (legit)
- spécimens issus ou non d'un élevage, parasités ou non
- durée de l'hibernation
- date de préparation
- technique de préparation détaillée
- évaluation des résultats (10 = très bon / 5 = moyen / 0 = nul)
- durée du séjour éventuel au surgélateur
- plantes-hôtes
- destination
- remarques diverses

Voici pour exemple, (en page suivante) la reproduction d'un extrait de mon registre personnel des préparations.

Nous avons décidé conventionnellement que (+) signifie une affirmation et (-) une négation.

06.07.79	450																			
06.07.79	451	<i>Bryza antiqua</i> L.	H. Harvey	0	17.07.79	'clean'				-	-	-	+ +	reg. Evans	-					
06.07.79	452	<i>Lymnaea</i> <i>ochracea</i> L.	Stockey & Georgey	0	17.07.79	T _{III} ($\frac{1}{2}$ L.)	Enseration -		-	2.	+	15f.	6 fm.	-						
06.07.79	453	<i>Acrocytus</i> <i>megacephala</i> L.	Okeye (4880)	0	17.07.79	'clean'			-	-1	+	15f.	6 fm.	-						
06.07.79	454	<i>Ficaria</i> <i>varia</i> L.	H. Harvey	0	17.07.79	'clean'			-	-1	+	15f.	6 fm.	-						
06.07.79	455	<i>Emionea</i> L.	H. Harvey	+	04.08.80	T _{III} ($\frac{1}{2}$ L.) - R. de K. Saline d' acide borique - Enseration -			-	-1	+	15f.	6 fm.	chêne						
06.07.79	456		H. Harvey	+	04.08.80	Sauvage - filtre.			-	-1	+	15f.	6 fm.							
06.07.79	457								-	-1	+	15f.	6 fm.							
06.07.79	458								-	-1	+	15f.	6 fm.							
06.07.79	459	<i>Affae affae</i> Brumy	Sauvage ab ovo	+	10.07.79	T _{III} (ab.) - Sauvage - Enseration + filtre.			-	3	+	15f.	7f.	lilas						
06.07.79	460	<i>Mesophyia</i> <i>nubifera</i> L.	H. Harvey	+	09.08.80	T _{III} ($\frac{1}{2}$ L.) - Ense. - Sauvage.			-	-1	+	1 mois	7f.	Ronce						
06.07.79	461								-	-1	+	15f.	5 mois	- Andromède						
06.07.79	462								-	-1	+	15f.	5 mois	- Andromède						
06.07.79	463-464								-	-1	+	15f.	5 mois	- Andromède						
06.07.79	465	<i>Eudia favonia</i> L.	Chevreuil A. belre' (692)	+	04.08.80	'clean'			-	-1	+	15f.	5 mois	- Andromède						
06.07.79	466								-	-1	+	15f.	5 mois	- Andromède						
06.07.79	467								-	-1	+	15f.	5 mois	- Andromède						
06.07.79	468	<i>Cucullia</i> <i>sagittariae</i> Schiff	Ranche des Dames	+	09.08.80	T _{III} (40') - N.V. Saline d'aigle borique (40'). Ense. - filtre + framboise			-	2	+	15f.	5 mois	blanc						
06.07.79	469	<i>Aglaia</i> <i>antica</i> L.	Kechim (6920)	0	09.08.80	T _{III} (40') - N.V. + At. borique (30') Ense. - Sauvage jaune			-	2	+	15f.	5 mois	Orée						

Les cas particuliers

1. Les chenilles à poils déhiscents

Les chenilles à poils déhiscents de la famille des *Arctiidae*, comme celles de *lutea*, *menthastris*, *mendica*, *villica*... posent des problèmes difficiles. Le Dr. Houyez les a longtemps désignées comme « les chenilles de l'impossible ».



Arctia villica (photo internet)

Leur préparation doit se faire deux jours après la dernière mue afin de permettre le durcissement de la peau, et jamais en pré-nymphose, moment où les poils tombent et sont agglomérés pour être incorporés au cocon en formation.

Il a mis au point une technique originale qui consiste à éviscérer la chenille par la tête, sans injection préalable de Tritriplex.

+++ Il s'agit de sectionner proprement la tête juste derrière le bouclier chitineux, ou écusson thoracique (la conserver précieusement).

+++ À aucun moment, il ne faut toucher la chenille avec les doigts, mais la saisir entre les tubercules pileux avec une pince.

+++ Injecter directement du Silirub fluidifié au collodion en amenant d'abord la pointe de l'aiguille jusqu'à l'anus, par la section de tête réalisée.

+++ Lors de l'injection, la masse de Silirub repousse les viscères et les déchets vers l'extérieur. Il est évident que la quantité de ceux-ci sera directement proportionnelle à la durée de l'hibernation.

+++ Bien aplani la surface visible du Silirub afin de réaliser un recollement de la tête quasi invisible (utiliser de la colle incolore ou du vernis à ongles transparent).

Il y a en principe pas de crainte à avoir en ce qui concerne une éventuelle mélénisation car les chenilles sont noires au départ. Cependant, d'éventuelles traces noirâtres peuvent apparaître à la face ventrale.

2. Les chenilles à taches jaunes du genre *Cucullia*



Photo J. Pellicani ©

← *Cucullia scrophulariae* sur *Scrophularia nodosa*

La conservation à long terme de certaines couleurs s'avère très difficile. C'est le cas pour les belles taches jaunes observées dorsalement sur le segment des chenilles de *Cucullia scrophulariae* et *C. verbasci* notamment.

Pendant longtemps, nos résultats par injection pour ces belles chenilles furent plutôt médiocres.

Dans sa monographie publiée en 1928 sur la préparation des insectes immatures, Kelsheimer préconise le bore en solution alcoolique à 2 % pour la conservation du jaune et de l'orange. Cependant, d'aucune manière, nous n'avons observé une amélioration des couleurs par ce produit. Le docteur Houyez a obtenu des résultats surprenants, en relation avec ses recherches sur la prévention de la mélénisation.

Partant du principe qu'un grand nombre d'êtres vivants sont protégés contre les agressions par une couche tégumentaire calcareuse ou cireuse, et pour éviter l'injection de T. III lorsque l'éviscération s'avère impossible, il a cherché à agir par l'extérieur.



Amathes xanthographa (photo internet)

Travaillant sur des chenilles d'*Amathes xanthographa* (où les taches noires dorsales sont tout aussi difficiles à préserver que les taches jaunes), il les a plongées, après hibernation artificielle, durant une ½ heure dans de l'acide acétique à 5 % puis agitées dans de l'éther sulfurique et immergées pendant 4 heures dans une solution aqueuse de T. III à 10 % ; ensuite, elles ont été lavées à l'eau distillée. Une chenille-témoin non traitée fut complètement noircie après 12 heures d'immersion dans le chélateur, tandis que les autres spécimens avaient conservé leur aspect normal.

Nous basant sur cette expérience, et dans l'espoir de rendre les téguments des chenilles perméables à l'acide borique, voici comment nous avons préparé quelques spécimens de ces espèces avec des résultats spectaculaires.

+++ Après hibernation artificielle très prolongée, elles ont été agitées dans de l'éther sulfurique puis injectées avec une solution aqueuse de T. III à 5 %.

+++ Après une vingtaine de minutes, nous les avons plongées durant une ½ heure dans le réactif de Kelsheimer additionné d'acide borique à saturation. Le but de cette immersion avant éviscération est de durcir légèrement les délicates cellules de l'hypoderme et la membrane basale sous-jacente. Les taches jaunes sont fixées par le bore qui a pu parvenir jusqu'à elles suite à la disparition de la couche protectrice dissoute par l'éther.

+++ Dans ces conditions, l'expulsion du contenu abdominal et du liquide injecté peut se faire sans dommage après dilatation de l'orifice anal.

+++ La préparation se termine par une injection de Silirub fluidifié avec du collodion en quantité minimale et teinté délicatement de gris-bleu très pâle.

Disons cependant que nous publions ces prémisses expérimentales sous réserve, leur interprétation devant faire l'objet de recherches plus poussées.

(ML) : personnellement j'ai également appliqué cette technique à *Aglia tau*, *Orthesia stabilis* et *Laothoe populis* avec beaucoup de succès (voir page suivante). Suite à son décès prématuré, le docteur Houyez n'a pas pu apprécier la durée de cette technique dans le temps. De mon côté, j'ai réalisé nombre de très bonnes préparations qui après 27 années, n'ont subi aucune dégradation.

3. Les chenilles vertes

Elles constituent à l'heure actuelle, la dernière des grandes difficultés que nous devons affronter.

Dans sa monographie sur les insectes immatures, Kelsheimer préconise le nitrate d'uranium (ou nitrate d'uranyl) pour la conservation des couleurs naturelles avec addition de chlorure de cuivre pour les teintes vertes. Malgré les travaux assidus effectués à Gif-sur-Yvette, à l'Institut de Recherche sur les pigments des Invertébrés, il semblerait bien jusqu'il y a peu de temps, qu'il n'existe à notre connaissance aucun procédé valable pour conserver les teintes vertes, en dehors de la cryofixation.

Nous avons pu résoudre le problème des marbrures de décollement particulièrement visibles sur des chenilles vertes, grâce à la bonne adhérence des silicones utilisés, mais une interposition de trachées baignant dans du corps gras reste possible avec la pâte Houyez.

Un remède consiste à injecter du collodion légèrement teinté additionné d'un peu d'Aérosil (dioxyde de silicium).

La chenille est malaxée délicatement et le produit est expulsé presque en totalité avant l'injection terminale ; il subsiste ainsi une mince pellicule tapissant la paroi interne de la larve, qui va assurer la parfaite adhérence de la pâte injectée. Une autre solution avait été trouvée en utilisant de la même manière que le collodion du Rhodorsil, mais les laboratoires Rhône-Poulenc en ont cessé la fabrication.

Nous l'avons remplacé par le Scurasil Specia 21138 (10 % en volume de durcisseur). Il faut attendre la gélification partielle afin d'éviter le graissage.)



Laothoe populi (photo internet)

Après maintes manipulations et beaucoup d'échecs enrichissants, voici le détail de la technique appliquée par Marcel Lecomte avec un succès remarquable et inégalé jusqu'à présent. On ne peut pas encore parler de perfection dans tous les cas, mais il ne s'agit plus que d'affiner la technique.

+++ Injection de T. III en solution aqueuse à 5 %.

+++ Laisser agir durant 1 heure.

+++ Eviscération.

+++ Scurasil selon les conditions d'utilisation décrites ci-dessus.

+++ Injecter avec du Silirub dans les conditions normales, déjà décrites.

+++ Tremper durant ¼ dans le réactif de Keisheimer.

+++ Après deux jours, laver à l'éther sulfurique afin d'éliminer les éventuelles traces de graissage du Scurasil.

Il convient de rappeler, que lors de l'utilisation du Scurasil, il est nécessaire de prolonger le temps de gélification jusqu'à 72 ou 96 heures et d'ajouter du dioxyde de silicium afin d'éviter le graissage. En la combinant avec la technique réservée aux chenilles à taches jaunes, nous avons réussi de remarquables préparations.

4. Préparation des chenilles sans éviscération

Cette technique s'utilise pour des larves présentant une taille réduite, dans des couleurs proches du jaune (rouge - brun - orange) ou du noir.

Voici le processus appliqué :

+++ hiberner les chenilles le plus longtemps possible afin que le tube digestif se vide ;

+++ les injecter simplement avec du réactif de Kelsheimer et laisser agir celui-ci durant deux à trois jours ;

+++ expulser l'excédent par pression, comme s'il s'agissait d'éviscérer, à la fin du délai préconisé ;

+++ les injecter ensuite avec un mélange en parties égales de colle Araldite (durcisseur et fixateur en parties égales) qui sera additionné d'Aérosil et colorer si nécessaire.

Il est possible, lors de l'application de cette technique, d'utiliser les aiguilles à injection très fines car le mélange utilisé se révèle particulièrement fluide.

5. Conservation en milieu aqueux en vue d'une cryofixation ultérieure

Jusqu'à présent, il s'avérait possible de conserver parfaitement des chenilles préparées selon notre technique, en milieu liquide. Nous utilisions pour cela une solution au 1/5.000 de Cialit dans de l'eau distillée. Le Cia-

lait et est un composé mercuriel utilisé en chirurgie pour la conservation des organes à greffer.

Malheureusement, sa fabrication a été stoppée et ce produit est actuellement introuvable***. En raison de l'impossibilité de s'en procurer, nous suggérons de le remplacer par une solution aqueuse à 1 % des composants suivants : nitrate d'uranyl, acide acétique, formaldéhyde à 40 % du commerce. La présence de cire est exclue.

Des essais sont aussi possibles avec la formule suivante : chlorure sodique (2 g), alcool à 90° (40 g), eau distillée (60 g), formaline (1 g). Cette solution ne convient pas pour les chenilles vertes.

Nous pensons également qu'il pourrait s'avérer très intéressant d'expérimenter les nouveaux produits destinés à la conservation des greffes en milieu liquide car ils sont moins limitatifs dans leur application (seules les chenilles poilues sont exclues).

*** (ML) : j'ai réalisé des essais concluants à court et moyen terme (plusieurs semaines) avec du Custodiol ATK (Histidine-Tryptophane-alpha-cétoglutarate) et du Celsior, qui sont des conservateurs d'organes destinés à des greffes. Il est assez difficile de se procurer ces produits. Cela est assez lourd cependant car il faut conserver les échantillons au froid, entre 2 et 4° C. Et puis une panne de mon réfrigérateur de stockage durant une absence prolongée a fait que j'ai perdu tous les flacons... Quelque peu découragé par cet aléa, je n'ai pas eu le courage de tout recommencer !

Mais la porte est ouverte à de nouvelles expérimentations !

Nous rappelons également qu'il convient de laver toutes les préparations à l'eau distillée avant de les plonger dans un quelconque conservateur, sinon un léger précipité risquerait d'apparaître en surface.

Il est aussi possible de conserver de cette manière les chenilles qui ont été éviscérées mais qui ne peuvent pas être préparées immédiatement par manque de temps.

Notre expérience a prouvé que les taches jaunes des chenilles de *Cucullia* ne résistent pas à ce traitement.

6. Une porte ouverte sur l'avenir... Des applications inattendues...

Devant les doléances justifiées de certains scientifiques qui nous font remarquer que notre méthode possède cet énorme défaut de supprimer toute la texture interne des larves, nous expérimentons une autre manière de conserver des chenilles « intactes » quant aux viscères et organes internes.

En effet, suite aux expérimentations effectuées sur *Amathes xanthographa* (voir détails page 28), on peut appliquer le processus suivant afin de garder intact tout l'intérieur de la chenille.

+++ Hibernation prolongée.

+++ Anesthésie à l'éther sulfurique ou acétique (acétate d'éthyle).

+++ Bain d'une demi-heure dans de l'acide acétique.

+++ Lavage à l'éther.

+++ Immersion dans du T. III à 10 % durant 4 à 6 heures.

+++ Lavage à l'eau distillée.

On peut ensuite les plonger dans le conservateur et ainsi, virtuellement les conserver indéfiniment, nonobstant le fait qu'il est nécessaire de le renouveler périodiquement afin de lui garder toute son efficacité (tous les 3 ou 6 mois selon les conditions de conservation). Si on utilise pas des flacons spéciaux de laboratoire, totalement hermétiques, il se produit une légère évaporation permanente. La chaleur est également une ennemie conséquente des flacons ; il vaut mieux les conserver dans un endroit frais et obscur.

Il pourrait s'avérer également très intéressant d'appliquer cette technique à la conservation des *Arachnidae* (araignées), car l'actuelle stockage en alcool ne satisfait pas beaucoup les amateurs désireux de conserver la coloration originale.

Pour l'instant, nous étudions sérieusement le problème de la naturalisation des araignées, par application d'une de nos techniques au niveau de l'abdomen (seule partie du corps qui se dégrade habituellement). Cependant, si les idées sont déjà très claires dans nos esprits, l'expérimentation n'en est encore qu'à ses balbutiements**. Aussi, les résultats feront l'objet d'une publication ultérieure qui paraîtra dans le bulletin du Cercle des Lépidoptéristes de Belgique et dans Alexanor***.

** (ML) : suite au décès prématuré du Dr Houyez, les expérimentations n'ont guère progressé, par manque personnel de temps libre. J'ai réussi quelques belles préparations notamment sur des tégénaires (*Eratigena atrica*), mais sans insister, car il est très difficile de conserver la pilosité de l'abdomen, qui en outre, peut se montrer parfois très irritante.



La porte est donc ouverte à de futurs expérimentateurs afin de continuer ce travail... Mais nous ne nous faisons guère d'illusions, car le matériel photographique dont tout un chacun dispose à ce jour permet de réaliser de superbes images en quelques secondes, ce qui satisfait tout le monde à notre époque de course permanente.

*** Ces publications n'ont jamais été rédigées, suite au décès prématuré du docteur Houyez.

7. Les petites chenilles : injection à froid

Dans ce cas bien précis, nous entendons par « petites chenilles », celles dont le diamètre est à peine supérieur à celui de nos plus petits aiguilles utilisées pour l'injection du Silirub.

Procédure à suivre :

+++ injection du T. III avec une très fine aiguille par l'anus (aiguille du type de celles utilisées pour la vaccination des nourrissons) ;
 +++ section de la tête et éviscération par la section opérée ;
 +++ injection du Silirub coloré selon la nécessité et fluidifié au collodion, en poussant l'aiguille jusqu'à l'anus, par la section réalisée ;
 +++ recoller la tête avec du vernis à ongle incolore.

Nous avons utilisé avec le même succès cette technique en l'appliquant sur des larves de fausses chenilles*** (Tenthredes) qui se différencient des vraies par un nombre de pattes, fausses et vraies, supérieur à 12).

*** (ML) : critères de définition pour une vraie chenille.

12 segments + la tête (11 et 12 sont soudés) ; les pattes anales sont sur le segment 11 ; le segment 12 est le clapet anal aussi appelé « écusson anal » ; les 3 paires thoraciques sont les vraies pattes : ce sont des écailles ; les 5 paires abdominales sont les fausses pattes : ce sont des membranes ; s'il y a plus de 16 pattes, c'est une fausse chenille qualifiée alors de « larve » éruciforme ».

Parfois, la larve est agrémentée d'ornementations : poils, chètes, touffes de poils en aigrette, tubercules, piquants arborescents, cornes, protubérances diverses, ligne dorsale, ligne subdorsale, lignes latérales et stigmatiscales.

8. Précautions particulières lors des manipulations

Suite à de douloureuses et cuisantes expériences personnelles, nous vous conseillons de ne pas manipuler certaines chenilles à mains nues, à savoir les espèces du genre *Lymantria* ou *Thaumetopoea pityocampa* (la processionnaire du pin) notamment. En effet, les poils provoquent des démangeaisons persistantes aux jointures des doigts et entre ceux-ci. Il ne faut surtout pas porter la main à la bouche, aux yeux ou aux narines. Afin de remédier à ces inconvénients mineurs mais concrets, nous portons dans ces cas bien précis des gants très fins de chirurgie ou de gynécologie, qui ne diminuent pas le sens du toucher.

9. Les larves de coléoptères

Cette technique tout à fait nouvelle a été mise au point par Marcel Le-comte, selon un processus général pensé par le Dr. Houyez, et appliquée à des larves de Scarabaeidae (*Oryctes nasicornis*, *Dorcus parapelpipedus*, *Melolontha melolontha*) et de Cerambycidae.

Le résultat obtenu s'est avéré d'emblée excellent et spectaculaire.

Voici le mode opératoire :

- +++ la larve est tuée avec de l'éther acétique (acétate d'éthyle) ou du cyanure de potassium ;
- +++ section de la tête juste derrière le capuchon céphalique à l'aide d'un bistouri : veiller à ce que la section soit directe et bien nette ;
- +++ éviscération de la larve par pression exercée à partir de l'anus vers la section pratiquée (effectuer l'opération sur de l'essuie-tout, afin que les humeurs assez abondantes soient directement absorbées) ;
- +++ injecter l'enveloppe larvaire avec une solution de T. III à 10 % et la laisser baigner dans une solution semblable durant 1 heure ;
- +++ pour remplir l'enveloppe larvaire, utiliser une seringue sans aiguille, en appliquant directement l'embout sur la section ;
- +++ injecter ensuite du Silirub légèrement teinté (blanc + une pointe de jaune) additionné de collodion, en utilisant une seringue avec une très grosse aiguille*** ;
- +++ pousser lentement l'injection jusqu'à ce que la larve retrouve sa forme naturelle ;
- +++ plonger la préparation durant 2 heures dans le réactif de Kelsheimer et la laisser sécher durant une journée ;
- + blanchir la préparation si nécessaire avec de l'eau oxygénée à 30 % (laisser dans le bain durant trois jours) ;
- +++ recoller la tête avec du vernis à ongle incolore ou avec du colle-tout transparent ;
- +++ finaliser la préparation avec ses étiquettes, selon la méthode préconisée précédemment.

Nous avons déjà expérimenté une autre possibilité qui consiste à injecter un gel de carboxyl-méthyl-cellulose additionné de plâtre, avec de superbes résultats.

*** (ML) : cela peut parfois provoquer des bulles d'air ; aussi, j'ai choisi d'utiliser une aiguille la plus grosse possible (\varnothing de 2 mm) afin de pouvoir débuter l'injection (lente) dans la zone anale, ce qui repousse également les éventuels résidus vers la section réalisée.

45 ans plus tard !

En actualisant ce texte, il m'est soudain venu cette pensée que le Dr. Houyez a dû passer des centaines d'heures à rédiger des courriers postaux à cette époque d'après-guerre où peu de personnes possédaient un téléphone, où le courrier électronique n'existe pas et où nous n'avions pas à notre disposition cette immense bibliothèque et base de données que constituent Internet et Google.

Il en était de même pour les difficultés de déplacement (il m'a confié qu'au début de ces expérimentations, il se déplaçait quasi toujours à vélo ou rarement en tram).

Combien de lettres sont sans doute également restées sans réponse ? Combien de démarches furent nécessaires pour pouvoir consulter les livres appartenant à la Bibliothèque nationale ou à l'Université de Liège ? Et tout cela dans la solitude la plus totale...

Je ne peux ici que louer sa ténacité, sa pugnacité, sa détermination sans faille et son courage inébranlable devant les échecs et les erreurs. Mille fois, il aurait pu abandonner devant les problèmes qui se succédaient et apparaissaient à chaque pas. Il n'a jamais cédé au découragement et à chaque fois, il a trouvé une solution afin de pouvoir passer à l'étape suivante. Tout cela a abouti à cette trentaine de pages que vous venez de consulter, et que j'ai rédigées il y a 45 ans avec les moyens de l'époque.

Lorsque j'ai fait sa connaissance en 1978, je lui ai immédiatement voué une admiration sans limite et je suis très fier d'avoir été son élève et le dépositaire de ses techniques. Bien évidemment, j'ai le sentiment maintenant que cela est tombé en désuétude et ne connaîtra pas de suite, car à l'heure actuelle, qui est encore capable de prendre le temps et de « se dépêcher lentement », oxymore personnel que j'ai fait mien dans mes travaux de mycologie et de microscopie.

Des esprits chagrins pourront même affirmer que finalement, toute cette débauche de temps et de travail n'aura servi à rien. Mais les supports électroniques actuels pour des photographies sont fragiles, et nul ne peut parier sur leur durée de vie... Tandis que nos réalisations perdurent pour longtemps dans des musées et sont visibles pour le public.

Pour conclure, je pense à cette phrase de Mark Twain, qui convient parfaitement à mon maître : « il ne savait pas que c'était impossible, alors il l'a fait ! ».

Bibliographie

- BLANC L.**, 1947 - *Le soufflage des chenilles*. L'Amateur de Papillons, pp. 211-217
- BOULANGER P. & POLONOVSKI M.**, 1964 - *Traité de biochimie médicale*. Ed. Masson. Tome II, fasc. 2, p. 616
- CHAUVIN R.**, 1958 - *Physiologie de l'insecte : pigments*. Paris
- COLAS G.**, 1974 - *Le soufflage des chenilles*. Guide de l'Entomologiste, Ed. Boubée, pp. 228-232
- COLE A.C.**, 1930 - *Preservation of Lepidopterous larvae by injections*. Ent. News, 41, p. 106
- DEMOULIN G.**, 1980 - *Observations sur les techniques de préparation et de conservation des chenilles*. Bull. Cercle Lépidop. Belg., IX/3-4, pp. 47-53
- HAMMOND H.F.**, 1948 - *Preserving caterpillars*. A.E.S. Leaflet n°20 (Buncle), Amateur Entomologist Society, London, reprint from vol. 9, 1947
- HARRISON A.S. & USINGER R.L.**, 1934 - *Inflating*. Bull. Brooklyn Entom. Soc., 29, p. 168
- HOUYEZ P.**, 1958 - *Le soufflage des chenilles à son déclin*. Lambillionea, LXIII, pp. 4-8
- HOUYEZ P.**, 1959 - *La préparation des chenilles poilues*. Lambillionea, LIX, pp. 95 & 96
- HOUYEZ P.**, 1959 - *Le paraffinage des chenilles*. Lambillionea, p. 10
- HOUYEZ P.**, 1968 - *La préparation des chenilles*. Rev. Verv. D'Hist. Nat., 25^{ème} année, n° 7 à 12
- HOUYEZ P.**, 1972 - *Chenilles : dessication subtotale contrôlée*. Lambillionea, LXXI, n° 11 & 12, pp. 100 & 101
- HOUYEZ P.**, 1973 - *Chenilles : pâtes pour injection*. Lambillionea, n° 3 & 4, pp. 25-28
- HOUYEZ P.**, 1976 - *Chenilles et mélanine*. Alexanor, IX
- HOUYEZ P.**, 1978 - *La préparation des chenilles et des larves*. Annales Soc. R. Zool. Belg., Tome 107, fasc. 1-2, pp. 91-100
- HOUYEZ P.**, 1978 - *Prévention transcutanée de la mélénisation chez les larves*. Rev. Verv. D'Hist. Nat., 35^{ème} année, n° 10
- HOUYEZ P.**, 1980 - *Chenilles : applications nouvelles des techniques de conservation*. Rev. Verv. D'Hist. Nat., 37^{ème} année, n° 4 à 6
- JAVILLIER M., POLONOVSKI M., FLORKIN M., BOULANGER P., LEMOIGÈRE M., ROCHE J. & WURMER R.**, 1964 - *Traité de biochimie générale : les enzymes*. Ed. Masson. Tome II, fasc. 2, p. 116
- JOLIVET P.**, 1947 - *Une méthode pratique pour la conservation des chenilles*. Rev. franç. Lépid., XI, p. 91
- JOLIVET P.**, 1948 - *La conservation de la coloration chez les Cassidés*. Paris, L'Entomologiste, IV, pp. 3-4
- KELSHEIMER E.G.**, 1928 - *Preservation of immature insects*. Ann. Entom. Soc. Amer., XXI, p. 436

- KULL F.C., GRIMM R. & R.L. MAYER.**, 1954 - *Studies on inhibition of tyrosinase* (21088). Proc. Soc. Exp. Biol. Medic., Vol. 86, pp. 330-332
- LABORATOIRES MERCK** - *Méthodes d'analyses complexométriques par les Titriplex*, 3^{ème} édition
- LAMBILLON L.**, 1902 - *Préparation et conservation de chenilles*. in *Histoire et mœurs de tous les papillons de Belgique*
- LANGERON M.**, 1947 - *Précis de microscopie*. Ed. Masson
- MAGIS M.**, 1945 - *Conservation des larves de coléoptères*. Bull. Soc. Entomol. de Mulhouse, p. 43
- MERCIER C.**, 1955 - *Conservation de spécimens biologiques par cryofixation*. Congrès international du froid
- PASTEELS J.**, 1945 - *Sur un procédé de conservation des larves*. Bull. Ann. Soc. Entomol. Belg., **81**
- SÉVERIN.**, 1901 - *Chenilles desséchées par un procédé nouveau*. Rev. Soc. Entomol. namuroise, n°10, pp. A5-56
- VUILLAUME MME**, 1969 - *Les pigments des Invertébrés. Biochimie et Biologie des colorations Les mélanines*. Ed. Masson

Accueil dans le monde des entomologistes

Parmi toutes les bonnes critiques belges et étrangères que nous avons reçues, en voici une rédigée à son époque par une sommité française du monde de l'entomologie.

Paul Houyez et Marcel Lecomte, 1980. La préparation des chenilles et des larves par injection. Historique et détail des techniques actuelles. 32 p., 10 fig. dans le texte (document typographié ronéotypé).

Format : 21 × 29,7 cm; prix : 300 FB. A se procurer auprès de M. M. Lecomte, rue Basse-Chaussée 117, B-5022 COGNELÉE, Belgique.

Le Docteur HOUYEZ ayant publié dans notre Revue un long article sur la méthode de préparation des chenilles, nous ne reviendrons pas en détail sur le sujet, et nous renvoyons les lecteurs à l'article en question (cf. *Alexanor*, 11 [1], 1979 : 19-31).

Nous tenons toutefois à signaler la parution de ce document ronéotypé, car il apporte un complément important à l'article paru antérieurement dans *Alexanor*.

En effet, les auteurs y exposent en détail les techniques de préparation, mentionnant le matériel nécessaire pour l'injection des larves et donnant les coordonnées des laboratoires fabriquant les produits chimiques indispensables. En outre, tout au long de l'exposé concernant les techniques de préparation, ils mettent en garde le lecteur contre toutes les erreurs à ne pas commettre et l'encouragent à ne pas renoncer devant certains échecs parfaitement inévitables. Enfin, ils adjoignent à leur travail quelques variantes de la technique habituelle, dont l'application est indispensable pour conserver certaines larves particulièrement fragiles (chenilles vertes, ou chenilles à poils déhiscents, par exemple).

Le Docteur HOUYEZ doit être chaleureusement félicité pour la mise au point de cette méthode vraiment originale de naturalisation des chenilles, dont les résultats sont spectaculaires. Rappelons à ce propos que lui a été décerné, le 23 février 1980, le Prix de l'Union des Entomologistes belges, une distinction qui vient consacrer de longues et patientes années de recherches inlassables et d'autant plus méritoires que les expériences des premières années se soldèrent bien souvent par des échecs.

Les compliments les plus vifs doivent également être adressés à M. Marcel LECOMTE pour l'intérêt qu'il a manifesté à l'égard des recherches du Dr HOUYEZ, lequel lui a confié récemment la poursuite de ses travaux.

Tous les zoologues intéressés par la conservation des larves doivent se procurer ce document qu'ils liront avec intérêt avant d'en expérimenter les méthodes avec le plus grand profit.

Gérard Chr. LUQUET.

Original du document de dépôt à la Bibliothèque Royale de Belgique

BIBLIOTHEQUE ROYALE ALBERT I^e
DEPOT LEGAL
DECLARATION DE DEPOT

N° d'enregistrement
M 24. 6. 80 * 0 01257
Cadre réservé à l'Administration

Je soussigné LECOMTE Marcel

Représentant légal de la Maison : XXXXXXXXXXXXXXXXX

..... opuscule édité par mes soins

Sise à COGNACQ (5022) rue Basse-Chaussée n° 117

agissant en qualité d'Editeur, déclare avoir adressé ce jour à la Bibliothèque royale de Belgique, l'ouvrage désigné ci-dessous, accompagné de la présente déclaration en double exemplaire :

Auteur(s) (nom, prénoms complets ; dans le cas d'un pseudonyme, l'accompagner du nom véritable) :

HOUYET Paul
LECOMTE Marcel

Titre complet de l'ouvrage : La Préparation des Chenilles et des Larves
PAR ENJEGETON

Historique & Détail des Techniques actuelles

Nombre de volumes : 1 (ÉDITE EN 100 exemplaires)

Nombre de pages et de hors-texte (planches, cartes et plans, diagrammes, annexes mobiles, etc.) :

30 pages

Format en centimètres : 30 x 21

Collection à laquelle appartient l'ouvrage et numéro d'ordre dans la collection :
aucune collection

Prix en vigueur à la mise en vente : deux cent cinquante Frs belges

Date de la mise en vente, en location ou en distribution* : 01 juin 1980

Numéro d'inscription de l'éditeur à la Bibliothèque royale et numéro d'ordre de l'ouvrage dans le registre de l'éditeur :



A Lognélec, le 01 juillet 1980
DU POUR RECEPTION
7. VII. 1980
GEZIEN VOOR INONTVANGSTNEMING

Signature :

TABLE DES MATIERES

Pages

3. Les auteurs.
4. Introduction.
6. Historique de la préparation des chenilles.
Divers modes de préparation.
8. La technique Houyez.
10. 14 conditions nécessaires.
11. Les grandes découvertes et applications du Dr. Houyez.
13. La situation actuelle.
15. Matériel nécessaire à la préparation des larves.
16. Le choix des chenilles à préparer.
17. L'hibernation artificielle.
18. Neutralisation de la tyrosinase.
19. L'éviscération.
20. L'injection de pâte à froid.
21. La pâte Houyez.
23. Montage de la chenille.
24. Le travail de finition.
26. Extrait de mon carnet de notes.
27. Les cas particuliers.
27. Les chenilles à poils déhiscents.
28. Les chenilles à taches jaunes du genre *Cucullia*.
30. Les chenilles vertes.
31. Préparation des chenilles sans éviscération.
31. Conservation en milieu aqueux.
32. Des applications inattendues.
34. Les petites chenilles : injection en froid.
34. Précautions particulières lors des manipulations.
35. Les larves de coléoptères.
36. Considérations personnelles, 45 ans plus tard.
37. Bibliographie.
39. Accueil dans le monde de l'entomologie.
40. Copie du document de dépôt à la Bibliothèque Royale.