

Moustiques et maladies infectieuses : guide pratique pour l'étude des moustiques / par les Drs Edmond et Étienne Sergent.

Contributors

Sergent, Edmond.
Sergent, Étienne.

Publication/Creation

Paris : Masson, 1912]

Persistent URL

<https://wellcomecollection.org/works/ycbx4th5>

License and attribution

Conditions of use: it is possible this item is protected by copyright and/or related rights. You are free to use this item in any way that is permitted by the copyright and related rights legislation that applies to your use. For other uses you need to obtain permission from the rights-holder(s).



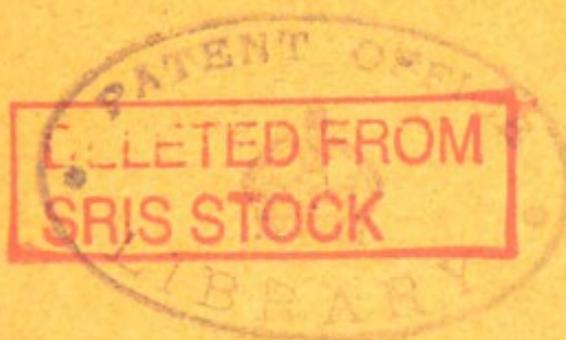
Wellcome Collection
183 Euston Road
London NW1 2BE UK
T +44 (0)20 7611 8722
E library@wellcomecollection.org
<https://wellcomecollection.org>

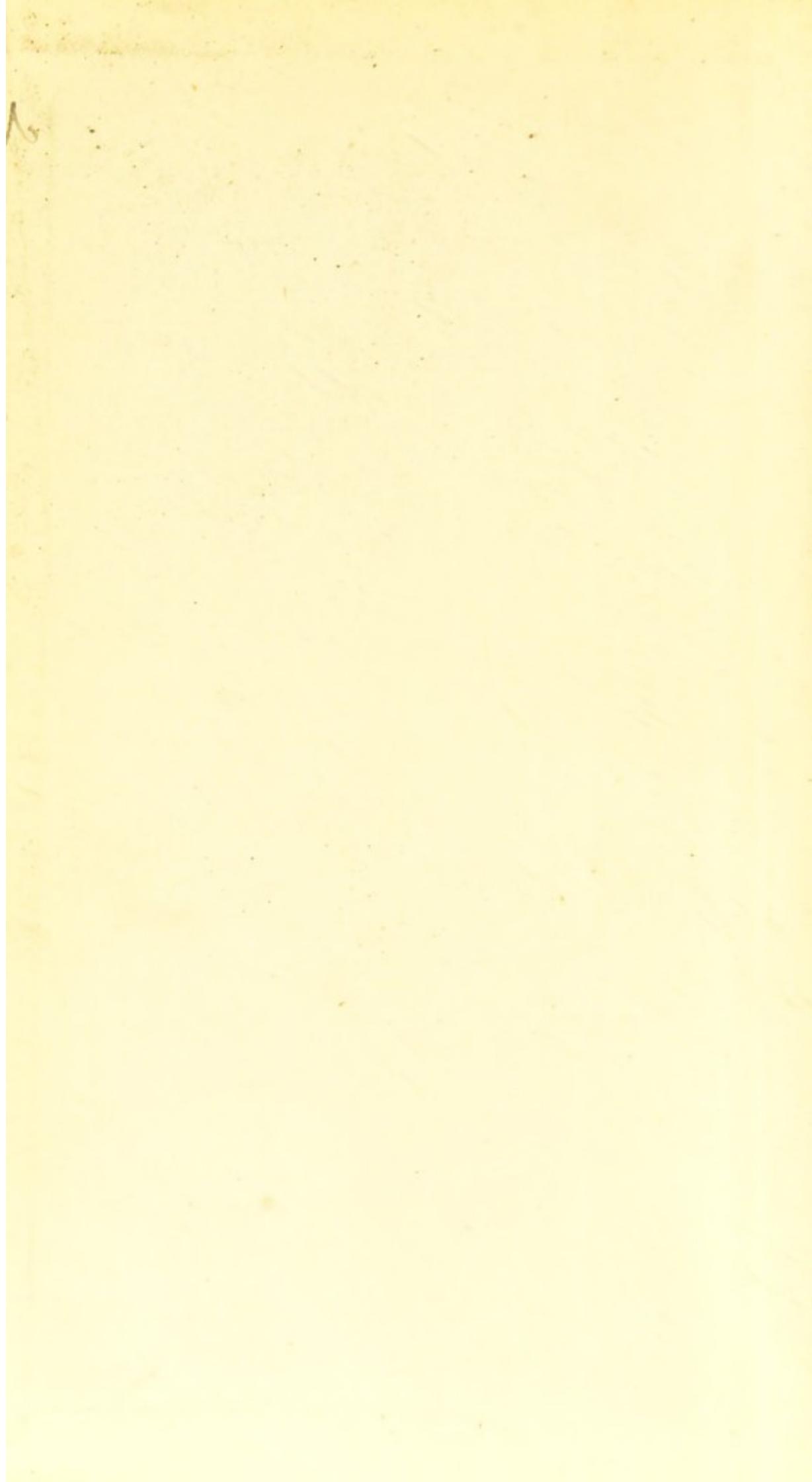




22500065666

Med
K28679







Digitized by the Internet Archive
in 2016

ENCYCLOPÉDIE SCIENTIFIQUE

DES

AIDE-MÉMOIRE

PUBLIÉS

SOUS LA DIRECTION DE M. LÉAUTÉ, MEMBRE DE L'INSTITUT

*Ce volume est une publication de l'Encyclopédie
scientifique des Aide-Mémoire : L. ISLER, Secrétaire
Général, 20, boulevard de Courcelles, Paris.*

N° 327 B₂.

5

46,540

DELETED FROM
SRIS STOCK

ENCYCLOPÉDIE SCIENTIFIQUE DES AIDE-MÉMOIRE

PUBLIÉE SOUS LA DIRECTION

DE M. LÉAUTÉ, MEMBRE DE L'INSTITUT

MOUSTIQUES ET MALADIES INFECTIEUSES

GUIDE PRATIQUE

POUR

L'ÉTUDE DES MOUSTIQUES

PAR LES

D^{rs} EDMOND et ÉTIENNE SERGENT

de l'Institut Pasteur de Paris

avec une préface

du D^r E. ROUX

Membre de l'Institut

Directeur de l'Institut Pasteur de Paris

DEUXIÈME ÉDITION

PARIS

MASSON ET C^{ie}, ÉDITEURS,

LIBRAIRES DE L'ACADÉMIE DE MÉDECINE

Boulevard Saint-Germain, 120

GAUTHIER-VILLARS

IMPRIMEUR-ÉDITEUR

Quai des Grands-Augustins, 55

(Tous droits réservés)

[1912]

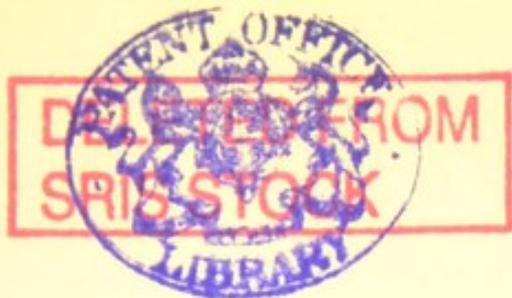
16127857

6127857

WELLCOME INSTITUTE LIBRARY	
Coll.	WelMOmec
Coll.	
No.	WC

DELETED FROM
SRIS STOCK





PRÉFACE

—
12.11.12.

Depuis longtemps, on a pensé que les insectes piquants jouaient un rôle dans la transmission de certaines maladies infectieuses. Dès 1884, Laveran émettait l'idée que les moustiques sont l'agent de la propagation du paludisme, et Finlay les accusait d'être le véhicule de la fièvre jaune. Après les travaux de Patrick Manson sur la filariose, de Ronald Ross sur la malaria, de la Commission américaine de la Havane sur la fièvre jaune, ce qui n'était qu'une hypothèse est devenu une réalité. En effet, il est démontré que ce sont les moustiques qui introduisent dans notre organisme la filaire du sang, l'hématozoaire de la fièvre palustre et le parasite de la fièvre jaune.

Chacune de ces maladies est transportée par un moustique spécial et ces insectes que nous n'avions regardés, jusqu'à présent, que comme des persécuteurs incommodes nous apparaissent comme des ennemis redoutables. Il est donc de la plus haute importance de connaître l'histoire de leur développement et de leurs mœurs pour

arriver plus sûrement à nous débarrasser d'eux et, en même temps, des maladies dont ils sont les convoyeurs.

Cette prophylaxie qui s'attaque, non plus au microbe, cause première du mal, mais à l'hôte qui le transporte, a déjà donné les résultats les plus satisfaisants. Il est, en effet, plus facile d'éviter les piqûres d'un *Stegomyia* et, par conséquent, la fièvre jaune, que de découvrir le microbe qui produit cette maladie et de le transformer en vaccin.

Si on s'était obstiné à chercher le microbe amaryllique, nous serions restés longtemps encore désarmés contre la fièvre jaune ; mais, du jour où Reed, Carroll et Agramonte ont démontré qu'un *Stegomyia fasciata* qui a sucé le sang d'un malade peut, douze jours après, contaminer un homme sain, nous étions armés contre ce fléau. Il était évident que la prophylaxie de la fièvre amaryl devait consister dans de simples mesures contre le moustique qui la propage. On sait quels merveilleux résultats elles ont donné à la Havane où, en moins de trois années, on a réussi à faire disparaître la fièvre jaune.

De même, la guerre entreprise, dans tous les pays à malaria, contre les *anopheles*, amènera d'abord la diminution des cas de paludisme, puis leur disparition complète.

Il n'est pas besoin d'insister pour faire com-

prendre quelles seront les conséquences extraordinaires de cette lutte contre les moustiques. L'Afrique est mieux défendue par eux contre l'influence des Européens que par les millions de noirs qui l'occupent. D'immenses territoires, que la malaria et la fièvre jaune nous interdisent actuellement, seront bientôt ouverts à notre activité et une révolution s'accomplira dans l'ordre économique parce qu'on aura mieux connu les mœurs de quelques espèces de moustiques.

Le livre de MM. Sergent, qui traite de l'étude des moustiques, qui apprend à les recueillir, à les élever, à les observer, à les reconnaître et à les classer, contribuera à l'œuvre civilisatrice. Il trouvera place dans le bagage des explorateurs, des voyageurs, de tous ceux qui vont aux colonies et qui sont obligés de compter avec ces êtres, à la fois si menus et si redoutables. Cet ouvrage les aidera à conserver leur santé.

Il sera utile aussi aux médecins coloniaux dont le devoir est de dresser, dès leur arrivée dans une colonie, le catalogue des moustiques qui s'y rencontrent, d'en étudier le développement et les mœurs. Sans cette étude, ils seront incapables d'instituer une prophylaxie efficace et de protéger les vies dont ils ont la responsabilité. Le livre de MM. Sergent sera, pour eux, un excellent guide et j'ai plaisir à le leur recommander.

E. ROUX.



INTRODUCTION

12.11.12 .

De tout temps, les idées populaires ont attribué aux moustiques un rôle néfaste dans la propagation des maladies. La science a légitimé, dans ces dernières années, quelques-unes de ces opinions et nous savons maintenant de façon certaine que l'homme contracte trois maladies redoutables : la filariose, le paludisme, la fièvre jaune, par la piqûre de certains moustiques.

Si ces maladies peuvent être transmises par les moustiques, c'est qu'à un certain moment au moins, *leur virus se trouve dans le sang* ; les moustiques, qui sucent le sang de l'homme pour se nourrir, absorbent en même temps les parasites de ce sang. Quand ils repiquent d'autres hommes sains, ils leur réinoculent ces parasites. Mais, en ce qui concerne les deux maladies, transmises par les moustiques, dont l'histoire est bien connue : le paludisme et la filariose, le moustique ne joue pas le rôle inerte d'une lancette qui transporte le vaccin d'un bras à un autre. Au contraire, les parasites de ces deux maladies subissent des transformations à l'intérieur du corps

des moustiques. Leur passage à travers le corps du moustique n'est pas un moment possible de leur existence, il constitue une phase nécessaire de leur évolution qui, même, d'après les connaissances actuelles, ne pourrait pas se produire ailleurs.

C'est à Patrick Manson que revient le mérite d'avoir ouvert la voie des découvertes sur le rôle des moustiques, par l'étude de l'évolution de *Filaria nocturna*, embryon de *Filaria bancrofti*, agent des maladies connues sous le nom générique de filariose, et qui revêtent les formes cliniques les plus diverses : hématochylurie, varices et abcès lymphatiques, lymphoscrotum, chilocèle, ascite chyleuse et chylothorax, probablement éléphantiasis des Arabes, et aussi crawleraw.

L'embryon de cette filaire, petit ver de 300 μ sur 8 μ , fut découvert en 1863 par Demarquay, dans le liquide chyleux d'une tumeur des bourses chez un jeune homme originaire de la Havane, fut retrouvé par Lewis en 1872 dans le sang d'un malade. L'adulte qui mesure 85 millimètres sur 0^{mm},5 en moyenne, fut trouvé par Bancroft, en 1876, dans un abcès lymphatique du bras.

Manson, après avoir montré que l'embryon de cette filaire ne se trouve dans le sang périphérique des malades que pendant la nuit et en disparaît le jour avec une régularité remar-

quable, se demanda si les moustiques, insectes nocturnes en règle générale, ne jouaient pas un rôle dans la transmission de la filariose. Il se mit donc, en 1884, à disséquer des moustiques qui avaient piqué des malades, à Amoy.

Il vit, dans les muscles de ces moustiques, des embryons plus gros que ceux que l'on voit dans le sang. Donc, les embryons avaient grandi dans le corps des moustiques. Il ne put garder ces moustiques que sept à huit jours ; c'étaient naturellement des femelles, puisque les mâles ne piquent pas ; elles pondaient, puis mouraient, et souvent sur l'eau. Manson pensa que les embryons pouvaient à ce moment tomber dans l'eau et revenir dans le tube digestif d'autres hommes par la boisson. Mais Bancroft, ayant réussi à garder des moustiques vivants plusieurs semaines, supposa que l'embryon pouvait vivre beaucoup plus longtemps qu'on ne croyait dans le corps du moustique, et même que celui-ci peut-être l'inoculait à l'homme par sa piqûre. En effet, Low vit dans la trompe des moustiques, qui avaient piqué un malade 15 jours auparavant, des filaires beaucoup plus développées. Manson refit ces expériences et vit que les embryons de filaire, ayant évolué d'une façon très nette vers la forme adulte, parasitent la trompe des moustiques, où ils peuvent rester des mois. Aucune preuve absolue n'a été apportée du passage

de ces embryons de la trompe du moustique dans la plaie formée par la piqûre : les expériences de Grassi et Noé exécutées avec une filaire du chien ne sont pas à l'abri de toute critique. Mais ce mode de transmission est le plus probable et l'on a, pour y croire, l'exemple du paludisme. La filariose est une maladie trop grave pour qu'on l'expérimente sur l'homme ⁽¹⁾.

Pour le paludisme, le rôle des moustiques a pu être établi d'une façon plus complète.

On a voulu trouver des précurseurs aux savants qui, de nos jours, ont émis et vérifié l'hypothèse de la propagation du paludisme par les moustiques. On cite, à ce propos, Marcus Teren-

(1) Déjà, en 1871, un auteur russe, Fedchenko, avait démontré l'existence d'un hôte intermédiaire pour l'agent d'une filariose humaine particulière : la dracunculose. Cette maladie est causée par le dragonneau ou filaire de Médine, qui parasite le tissu cellulaire spécialement aux membres inférieurs et détermine des abcès dans lesquels la femelle pond ses œufs, de telle sorte que les embryons du ver se répandent au dehors quand l'abcès s'ouvre. Il arrive fatalement qu'un certain nombre de ces embryons tombent dans l'eau des mares, des rivières, où ils sont ingurgités par de petits crustacés d'eau douce : les cyclopes. Dans le corps du cyclope, l'embryon du dragonneau grossit pendant 5 semaines, mais il ne subit aucune autre transformation. On peut admettre que cet embryon absorbé avec l'eau de boisson infecte de nouveau l'homme par la voie digestive. Il est inutile d'insister sur les grandes différences qui séparent la découverte de Manson de celle de Fedchenko.

tius Varron, contemporain de César et de Pompée, qui écrivait : « *Advertendum etiam si qua erunt loca palustria, et propter easdem causas et quod arescunt, crescunt animalia quædam minuta, quæ non possunt oculi consequi, et per aera intus in corpus per os ac nares perveniunt atque efficiunt difficiles morbos* ». Il conseillait de bâtir les maisons de campagne « *in sublimi loco* », sur des points balayés par le vent et bien ensoleillés, « *quod et bestiolarum, si quæ prope nascuntur, aut inferuntur aut efflantur, aut aritudine cito pereunt* ». Au commencement du xviii^e siècle, Lancisi écrivait un traité *De noxiis paludum effluviis*. D'autre part, depuis longtemps les Mexicains savent qu'ils n'ont pas à redouter les fièvres dans les localités exemptes de moustiques. R. Koch rapporte que, chez certaines peuplades de l'Afrique orientale allemande, le mot *mbu* désigne à la fois le paludisme et les moustiques. Les Américains Nott (1848) et King (1883) parlent du rôle des moustiques dans la propagation du paludisme comme de quelque chose de connu, et Nuttall réclame pour eux la priorité de l'exposé de ce que les Allemands appellent la Mosquito-Malaria-Theorie, ce que l'on peut appeler plus simplement l'étiologie réelle du paludisme. King rapporte une foule de faits qui semblent indiquer une relation entre les moustiques et le paludisme. Mais la pre-

mière hypothèse vraiment établie sur des bases scientifiques fut celle de Laveran qui, après avoir découvert en 1880 l'hématozoaire du paludisme dans le sang des malades, et l'avoir recherché vainement dans le monde extérieur (air, eau, sol), s'appuyant, d'autre part, sur les faits relatifs aux filaires que Manson venait de révéler, supposa en 1884, puis en 1892 et en 1894, que les moustiques toujours abondants dans les lieux palustres, pouvaient jouer un rôle dans la propagation du paludisme. C'est d'ailleurs en partant de l'hypothèse de Laveran, reprise et développée par Manson (1894), que Ronald Ross se mit à étudier le sort des hématobies sucées avec le sang des malades par les moustiques : *I must add also that, ... my work was based on the admirable hypotheses of Laveran and Manson* (1).

L'hypothèse Laveran-Manson ne portait que sur l'infection possible du moustique par le sang sucé sur l'homme malade. Une autre hypothèse, indépendante de la première, fut émise, qui supposait l'infection de l'homme sain par le moustique, sans préjuger d'ailleurs du mode d'infection du moustique lui-même. Cette seconde hypothèse fut développée en particulier

(1) R. Ross. — *Mosquito-Brigades and how to organise them*, p. 61.

par Bignami. R. Ross, partant de l'hypothèse de Laveran-Manson la vérifia d'abord, puis alla plus loin, et, en trouvant les germes des hématozoaires dans les glandes salivaires de l'insecte, en prouvant qu'ils pouvaient ainsi être inoculés avec la salive aux individus sains, il vérifiait la deuxième hypothèse, et, dans le cycle parcouru par l'hémamibe, il assignait sa véritable place au chaînon moustique, entre l'homme malade, d'une part, et l'homme sain, de l'autre.

Ronald Ross expérimentait dans les Indes, faisant piquer les malades par un grand nombre de moustiques, qu'il tuait et disséquait après des intervalles de temps variés. Les premiers résultats ne furent pas encourageants. En 1897-98, Ross réussit enfin à voir des formes nouvelles dans l'estomac des moustiques : il s'était alors servi, par hasard, de moustiques différents des premiers employés, qui étaient des « moustiques gris ». Les nouveaux moustiques furent désignés par Ross, qui alors n'avait aucune idée de la classification des moustiques, sous le nom de moustiques aux ailes bigarrées (*dapple-winged mosquitoes*). Il vit, dans les parois stomacales de ces moustiques sacrifiés quelques jours après la piqûre, des éléments pigmentés sur la signification desquels il ne se trompa pas. Mais ces éléments étaient très rares. C'est alors que les circonstances amenèrent Ross à étudier une

hémamibe voisine de celle de l'homme : *Hæmamæba relictæ* (*Proteosoma*) qui infecte un grand nombre de moineaux aux Indes (*Passer indicus*). Il constata que cette hémamibe se développe très bien chez le « moustique gris », il put suivre son évolution complète dans l'estomac, le cœlome et les glandes salivaires de ce moustique. Voici comme il opérait : il introduisait un moineau, infecté par le proteosoma, plumé sur le dos, dans une petite cage, sous une moustiquaire, où étaient lâchées un grand nombre de femelles de « moustiques gris » (les mâles ne piquent pas). Pour plus de précaution, les moustiques employés étaient tous nés en captivité, de telle façon qu'on était sûr qu'ils ne s'étaient pas déjà infectés ailleurs. Les moustiques se nourrissaient du sang des oiseaux, ce qui était facile à constater : le ventre de ceux qui avaient piqué était distendu d'une façon prodigieuse par le sang qui le faisait paraître noir. On sacrifiait quelques moustiques, après 2, 4, 6, 8, 10, 12 jours. Et alors Ross put voir et décrire le premier l'évolution complète d'une hémamibe à travers le corps du moustique telle que nous la donnons à la p. 127. A l'aide de moustiques infectés depuis 10 jours, Ross réussit à infecter des oiseaux sains. De plus, il montra, par l'expérience suivante, que l'infection des moustiques est en rapport avec l'infection des oi-

seaux : Il emploie 30 moustiques de même origine :

a) 10 piquent un oiseau très infecté par le *Proteosoma* ;

b) 10 autres piquent un oiseau peu infecté ;

c) les 10 derniers piquent un oiseau sain.

Les 30 moustiques sont tués après 50 heures, et on trouve dans les parois stomacales des formes parasitaires dans la proportion suivante :

a) Chez les premiers : 100, 8 ;

b) chez les seconds : 29, 2 ;

c) chez les derniers : 0.

Ces recherches de Ross ont été vérifiées et complétées par Koch, Grassi, Bignami, Bastianelli, Marchiafava, Manson.

Grassi démontra que le moustique à ailes bigarrées que Ross avait réussi à infecter avec l'hémamibe du paludisme appartenait au genre *Anopheles*, tandis que le moustique gris était du genre *Culex*. Grassi, Bignami et Bastianelli suivirent l'évolution complète de *Hæmamoeba malarix* chez l'*Anopheles*. Ils virent que ces moustiques pouvaient inoculer le germe du paludisme 10 jours après avoir été eux-mêmes infectés.

Grassi tenta d'infecter avec l'*Hæmamoeba malarix* toutes les espèces de moustiques qui vivent en Italie. Toutes celles qui appartenaient au genre *Anopheles* pouvaient être infectées, toutes

celles qui appartenaient au genre *Culex* restaient indemnes. Il put ainsi formuler une règle que l'on peut appeler la loi de Grassi, et qui se résume ainsi : Sans *Anopheles*, pas de paludisme.

L'inverse n'est pas vrai, et l'on trouve des pays à *Anopheles* sans paludisme : Angleterre (Nuttal), France (Léger, Sergent), Italie (Celli). James a vu qu'une espèce d'*Anopheles* des Indes : *An. rossii*, n'était jamais trouvée infectée naturellement, et qu'elle s'infectait rarement en piquant des malades. Schüffner a fait des observations analogues à Sumatra, et Celli de même en Toscane. Il paraîtrait donc que toutes les espèces et même toutes les races d'une même espèce d'*Anopheles* ne sont pas également aptes à convoyer les hémamibes du paludisme. Ces observations évidemment n'enlèvent rien à l'exactitude de la loi de Grassi : Sans *Anopheles*, pas de paludisme.

Pour compléter ces expériences et suivre jusqu'au bout le cycle évolutif de l'hémamibe du paludisme, des expériences sur l'homme furent faites à l'hôpital du Saint-Esprit, à Rome, par Bastianelli et Bignami. Les *Anopheles* infectés donnaient le paludisme à des individus sains qu'ils piquaient. Mais on pouvait objecter que des Italiens piqués à Rome étaient déjà plus ou moins suspects de paludisme. L'expérience

faite par Manson à Londres échappe à cette objection. Il fit piquer son fils, Thornburn Manson, qui n'avait jamais eu le paludisme, par des *Anopheles* envoyés de Rome où ils avaient piqué des malades atteints de tierce. Thornburn Manson eut, quelques jours après la piqûre, des accès de tierce cédant à la quinine, et présenta l'année suivante une rechute du même type.

Une expérience inverse fut effectuée par le Colonial Office qui, sur l'indication de Patrick Manson, envoya Sambon et Low en juin 1900 étudier le paludisme en Italie. Ils passèrent les mois de juillet, août et septembre en un lieu très malsain de la côte d'Ostie, ne prenant jamais de quinine, buvant l'eau d'un canal, remuant la terre, travaillant dans les broussailles et les marais. Ils n'observèrent, en somme, aucune autre précaution que de passer les nuits dans une maisonnette bien protégée contre les moustiques. Le résultat fut net : ni les deux Anglais, ni un Italien et trois serviteurs qui vivaient avec eux n'eurent les fièvres, alors que les habitants des maisons voisines payaient au paludisme leur tribut annuel.

Le cycle évolutif de l'hémamibe du paludisme, comme celui de la filaire, se déroule donc tour à tour chez l'homme et chez le moustique, mais nous devons relever une différence entre ces deux cycles évolutifs. Les formes sexuées de la

filaire ne se conjuguent, pour donner naissance à de nouveaux germes, que dans le corps de l'homme, tandis que les formes sexuées de l'hémamibe du paludisme, comme nous le verrons plus tard, ne se fécondent qu'en dehors du corps humain et les formes fécondées ne peuvent évoluer que dans le corps des moustiques. C'est pour cette raison que l'on dit, qu'en ce qui regarde la filaire, l'hôte définitif est l'homme, et l'hôte intermédiaire le moustique, tandis que pour le paludisme c'est l'inverse : c'est alors l'homme qui est l'hôte intermédiaire, et le moustique l'hôte définitif.

L'Américain Josiah Nott, le Cubain Finlay ont dénoncé il y a longtemps le rapport qui paraissait unir les épidémies de fièvre jaune et la pullulation des moustiques. En effet, on échappait à la fièvre jaune comme aux moustiques, en ne sortant jamais la nuit, en habitant des lieux élevés. Finlay fit même quelques expériences d'inoculation de la fièvre jaune à l'homme sain par la piqure de moustiques ayant sucé le sang d'amarilliques. Les expériences définitives ont été exécutées à Cuba en 1900 par une commission de médecins américains : Walter Reed, James Carroll et Agramonte. Ils reconnurent d'abord que le virus inconnu de la fièvre

jaune existait dans le sang des malades, car ce sang inoculé à des hommes sains leur donnait un vomito negro typique. Ils virent ensuite que des moustiques appartenant à l'espèce *Stegomyia fasciata* Theobald (ancien *Culex fasciatus* Fabricius), ayant sucé le sang de malades, étaient capables, après un certain nombre de jours représentant le délai nécessaire au microbe supposé pour passer de l'estomac dans les glandes salivaires de l'insecte, de transmettre la fièvre jaune à des hommes sains, des immigrants espagnols. Cette incubation est en moyenne de 12 jours, et dure jusqu'à 18 jours pendant les mois froids de l'hiver. Contrairement à ce que croyait Finlay, la piqûre d'un moustique qui ne réussit pas à donner la fièvre jaune ne confère aucune immunité contre une infection ultérieure. Les expériences des savants américains leur permirent de conclure qu'en dehors du *Stegomyia fasciata*, rien ne peut convoyer le virus de la fièvre jaune : ni les matières vomies, ni les matières fécales des malades. La désinfection d'une maison où a sévi la fièvre jaune ne comporte donc que l'extermination des *Stegomyia*. On n'a pas encore fait des recherches complètes sur la question de savoir si d'autres moustiques que *Stegomyia fasciata* sont capables de propager la fièvre jaune.

Les expériences des Américains, répétées avec

succès par Lutz, de São-Paolo, par la mission française au Brésil de Marchoux, Salimbeni et Simond, ont reçu une confirmation éclatante des campagnes organisées contre les moustiques à la Havane par le corps d'occupation. La disparition complète de la fièvre jaune d'un de ses foyers les plus connus a suivi de près l'exécution rigoureuse des mesures prises contre les *Stegomyia fasciata*. D'aussi beaux résultats ont été obtenus à Rio-de-Janeiro et dans d'autres grandes villes brésiliennes.

On ne connaît pas encore complètement le virus de la fièvre jaune. Les travaux de Reed et Carroll ont démontré qu'il traverse les filtres : du sang d'amarillique, étendu d'eau, filtré sur bougie Berkefeld, fournit un filtrat capable de donner la fièvre jaune à des hommes sains. Ce virus doit donc être rangé dans la classe de plus en plus nombreuse des microbes invisibles, ce qui rend illusoire l'étude de son évolution à travers le corps des moustiques.

Notre *Guide pratique pour l'étude des Moustiques* a été écrit pour les médecins qui, n'ayant pas fait d'études spéciales d'entomologie, voudraient cependant savoir examiner ces moustiques qui ont pris un rang si important dans la pathologie des maladies infectieuses.

La première partie traite de l'étude d'un moustique au point de vue de la classification.

Elle comporte donc la technique de l'examen extérieur, la description morphologique, et la classification par genres, qui est une reproduction de celle de F. V. Theobald.

La deuxième partie expose la technique de la capture et de l'élevage des moustiques, qui n'est pas toujours aussi facile qu'on pourrait le croire, et des considérations sur la biologie des moustiques, telle qu'on peut l'observer en faisant leur élevage.

La troisième partie comporte l'étude pratique de la préparation des moustiques au point de vue de l'évolution des parasites du paludisme et de la filariose dans leurs tissus ; elle se subdivise donc en étude de la structure interne du Culicide normal, exposé de l'évolution des Hémamibes et des Filaires, technique de la dissection et des coupes.



PREMIÈRE PARTIE

CHAPITRE PREMIER

TECHNIQUE DE L'EXAMEN EXTÉRIEUR

L'examen extérieur d'un moustique peut se faire sur un spécimen conservé à sec, ou sur un spécimen conservé dans un liquide (alcool ou glycérine), ou monté dans le baume de Canada. C'est le premier procédé que nous considérons comme procédé de choix, car, seul, il permet de reconnaître les caractères spécifiques établis d'après les travaux récents. Toutefois il est bon de conserver les moustiques en même temps selon les autres procédés, pour certaines observations.

Voici ce qui est nécessaire pour l'examen extérieur des moustiques :

Flacon de chloroforme, ou de cyanure de potassium, etc.

Épingles fines (demander le n° 20 chez Tayler and Co, Birmingham).

Rondelles de carton (faites à l'emporte-pièce si possible).

Pince à mors recourbés sur le plat.

Épingles ordinaires.

Aiguilles montées (ou épingles fines tenues dans un porte-aiguille).

Boîtes (à cigares, par exemple) avec plaque de liège au fond.

Tubes de verre de 16 millimètres de diamètre ouverts aux deux bouts (bouchons de liège) ; quelques-uns fermés à un bout par un bouchon de liège, à l'autre bout par un morceau de mousseline maintenue par un lien de caoutchouc.

Camphre, naphtaline.

Loupe de poche.

Microscope, grossissements de 30 et 400 diamètres (objectifs n° 2 et n° 7 de Stiassnie, oculaire compensateur).

Lames, lamelles, alcool, xylol, baume de Canada, formol, glycérine.

Verres de montre.

Pour conserver un moustique à sec, il faut d'abord le tuer. On se sert, dans ce but, des vapeurs de chloroforme, d'éther, de cyanure de potassium ⁽¹⁾, de la fumée de tabac. Le mousti-

⁽¹⁾ Voici comment on prépare un flacon de cyanure de potassium. Au fond d'un flacon de 50 à 100 cc., on met une couche de plâtre de Paris sec. Au-dessus une couche de même importance d'un mélange à parties égales de cyanure de potassium pulvérisé et de plâtre de Paris sec. On recouvre cette couche avec du plâtre sec. Et par-dessus on coule du plâtre délayé dans de l'eau jusqu'à consistance crémeuse. Quand cette dernière couche est solide, l'appareil peut servir. Il faut naturellement que le flacon ait un bouchon qui l'obture bien. Si la préparation est bien faite, on doit sentir l'odeur du cyanure en ouvrant le flacon. Ce flacon peut servir plusieurs mois avant de s'éventer.

que est introduit dans un tube à essai coiffé d'un morceau de mousseline maintenue par un lien de caoutchouc. Ce tube à essai est renversé sur le goulot du flacon débouché contenant un des corps à vapeurs délétères cités ci-dessus. Le moustique vole désespérément durant quelques secondes, puis il tombe sur la mousseline les pattes en l'air, les ailes écartées. Il faut piquer le moustique pendant qu'il est encore mou. On se sert de préférence, dans ce but, de petites épingles extrêmement fines et très courtes. On transperce avec l'épingle fine d'abord une rondelle de carton (carte de visite) d'un centimètre carré environ, puis on pique la face inférieure du thorax du moustique couché sur le dos sur une planchette de liège tendre. Il ne faut pas enfoncer beaucoup l'épingle fine. Ceci fait, on a une rondelle de carton qui porte une épingle fine sur laquelle est fixé le moustique. Il suffit de transpercer la rondelle en un autre point avec une épingle ordinaire pour avoir un petit appareil extrêmement solide que l'on peut piquer n'importe où, dans du liège, de la moelle d'agave, ou même du bois (*fig. 1*) ; tandis que si l'on piquait directement l'épingle fine dans du

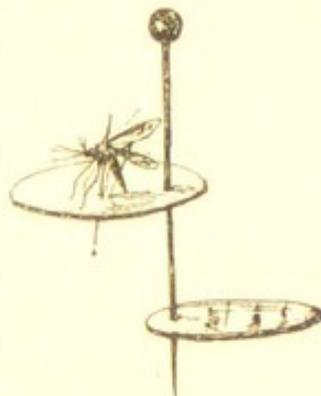


Fig. 1.

Moustique piqué.

liège, elle ne serait pas fortement implantée et, de plus, il faudrait passer l'épingle à travers le corps du moustique sur une certaine longueur, ce qui entraînerait des désastres chez cet être fragile. Il est commode de manier ces épingles fines avec une pince à mors recourbés sur le plat. On a l'habitude de piquer, en même temps, avec l'épingle ordinaire, une autre rondelle de carton, qui reste appliquée sur le liège, et sur laquelle on inscrit tous renseignements utiles : nom du moustique ; date, lieu et circonstances de la capture. La rondelle de carton qui porte l'épingle fine peut être remplacée par un morceau de mica que les épingles traversent très bien. On a l'avantage de pouvoir examiner un même spécimen sous toutes les faces, par suite de la transparence du mica. Lorsqu'on se sert de rondelles de carton, il est alors bon d'avoir des spécimens d'une même espèce piqués sur le dos, d'autres sur le ventre, et d'autres sur le côté.

A l'aide d'aiguilles montées, on dispose convenablement, aussitôt après la mort, les pattes, les ailes et les appendices céphaliques du moustique, pour que la dessiccation le surprenne en bonne position (*fig. 1*). Si l'on veut faire voyager les moustiques ainsi préparés, on renforce la solidité de l'appareil en piquant dans le liège, autour de la rondelle de carton, 4 épingles ordi-

naires, aux extrémités de deux diamètres du carton perpendiculaires l'un à l'autre. Si l'on n'a qu'un spécimen à faire voyager, le plus simple est de le fixer sur le bouchon même d'un tube de verre. L'autre bout du tube est fermé aussi par un bouchon sur lequel on épingle un petit sac de mousseline contenant de la naphthaline et du camphre pour la conservation. Si l'on veut faire voyager plusieurs moustiques ensemble, on les épingle de la façon indiquée plus haut sur une plaque de liège clouée au fond d'une boîte quelconque. Pour la conservation, on remplit de morceaux de naphthaline et de camphre un sac de mousseline qui est cloué sur une des parois latérales de la boîte⁽¹⁾. Enfin une précaution indispensable consiste à entourer la boîte, ou le tube de verre, d'un volumineux rouleau de coton, pour amortir les chocs.

Un procédé de fortune très utile, lorsqu'on se

(1) Si l'on a une soufflerie à sa disposition, on peut confectionner soi-même une petite fiole inversable pour contenir un antiseptique comme l'acide phénique. On souffle d'abord une boule sur un tube de verre de 5 à 6 millimètres de diamètre. On ramollit une hémisphère de cette boule, et, en rapprochant rapidement les deux mains, on la retourne en doigt de gant, de façon à ce qu'elle double l'autre hémisphère. On fixe une épingle solide et courte dans la partie du tube attenante à l'hémisphère non refondue tandis qu'on coupe au couteau à verre le tube attenante à l'hémisphère refondue.

trouve pris au dépourvu sans les instruments nécessaires, consiste à remplir de papier froissé un flacon quelconque où l'on introduit les moustiques vivants. Ils se casent, sans se détériorer, dans les multiples plis du papier. On les asphyxie ensuite, avec de la fumée de tabac par exemple, ou même une fumée quelconque (feuillage vert). Ils restent maintenus dans la même position. Comme ils vont sécher et durcir, pour les piquer, il suffira de les ramollir dans une chambre humide. Il ne faut jamais mettre les moustiques dans du coton, car il est ensuite impossible de les en retirer sans leur casser les ailes et les pattes prises dans les fibres du coton.

Les moustiques que l'on veut conserver dans l'alcool ou dans l'eau formolée à 5 % sont immergés vivants dans ces liquides, ils sont tués très vite, et ce procédé a l'avantage de donner une bonne fixation histologique si l'on veut ensuite en faire des coupes. Les larves et les nymphes, étant aquatiques, ne peuvent être conservées que dans des liquides. Quand on conserve des moustiques dans un liquide, il faut avoir soin de bien remplir les flacons de ce liquide, pour éviter les chocs qui cassent les pattes et les ailes.

Pour monter les moustiques dans le baume, on les passe dans l'alcool absolu, au moins une

heure (davantage ne nuit pas), puis dans le xylol (quelques minutes suffisent), enfin on les place sur une lame bien propre dans une grosse goutte de baume de Canada. On y dispose les ailes, les pattes, les appendices céphaliques, dans la position favorable à l'examen, à l'aide d'aiguilles montées très fines, ou de minces effilures de verre. Pour manier ces moustiques, il ne faut jamais les saisir avec des pinces, mais les soulever en passant au-dessous une de ces aiguilles fines. On recouvre le moustique bien disposé d'une lamelle, et l'on porte à l'étuve quelques heures pour que le baume s'étale convenablement. Comme le thorax des moustiques, grossièrement sphérique, est très dur et soulève la lamelle, il ne faut pas craindre de mettre une grosse goutte de baume. On peut aussi préparer un petit cadre de carton que l'on met entre la lame et la lamelle pour constituer ainsi une petite chambre où le moustique ne courra pas risque d'être écrasé. On peut aussi préparer à l'avance des lames sur lesquelles on dessine, avec le baume, un carré en relief, on laisse le baume sécher complètement, et on a ainsi une chambre où l'on place le moustique dans du baume plus fluide. On peut, dans des chambres ainsi préparées, conserver *à sec* des ailes, des pattes isolées, il suffit de recouvrir d'une lamelle sans ajouter de baume fluide. En chauffant légère-

ment les bords de la lamelle, on fera adhérer celle-ci au bourrelet de baume dur.

Les œufs peuvent être conservés dans l'alcool, ou montés au baume, ou bien tout simplement gardés flottants sur de la glycérine formolée dans un flacon bien bouché.

Une simple loupe de poche permet de reconnaître la sous-famille d'un moustique, mais pour une étude un peu détaillée, il faut se servir du microscope. Pour examiner au microscope un moustique conservé à sec, on se sert d'un objectif faible (objectif n° 2 de Stiasnie ou son n° 4 dont on a dévissé la lentille frontale; oculaire compensateur n° 6). On pique l'épingle ordinaire du petit appareil qui porte le moustique sur un bouchon de liège quelconque que l'on peut manier facilement avec les doigts de la main gauche. On écarte le miroir du microscope, et l'on met le moustique à la place de ce miroir, au-dessous de la platine : cela permet, mieux qu'en le plaçant au-dessus de la platine, une certaine amplitude de mouvements nécessaire pour bien voir le moustique sous toutes ses faces. Stiasnie a construit, sur nos indications, un petit appareil porte-moustiques pour l'examen des moustiques conservés à sec (*fig. 2*). Cet appareil se fixe sur le bord de la platine du microscope et se compose de trois pièces mobiles articulées l'une sur l'autre au moyen de trois genouillères.

La dernière pièce est traversée par une sorte de poinçon pouvant tourner sur son axe grâce à un bouton moleté, et sur lequel on fixe un petit bouchon de liège qui porte l'épingle ordinaire du moustique monté. Ce petit appareil peut se manier au-dessus ou au-dessous de la platine. C'est cette dernière position que nous préférons, en

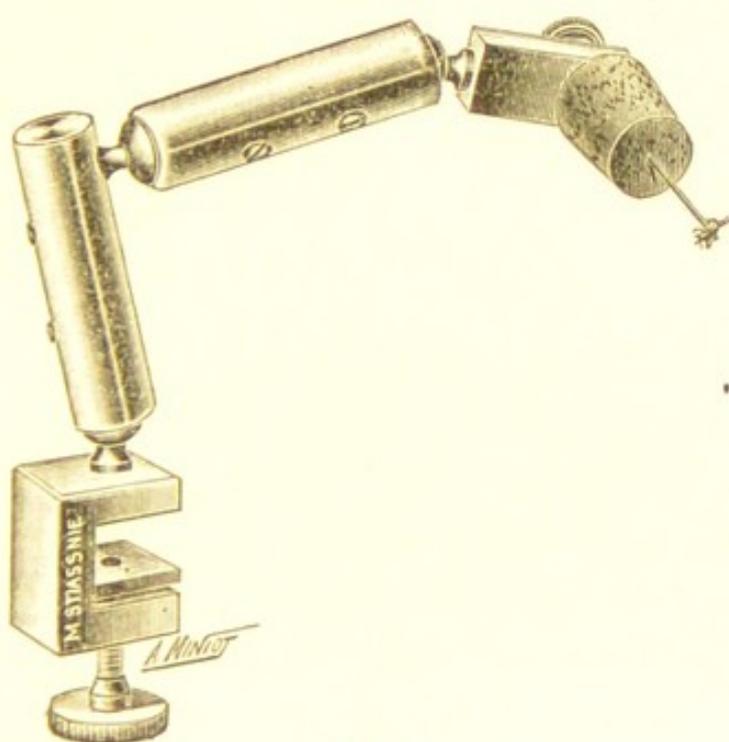


Fig. 2

renversant le microscope. La main droite met au point grâce à la roue de la crémaillère. Le morceau de liège qui porte le moustique est manié entre les doigts de la main gauche, dont tout le petit appareil suit les mouvements. Si l'on veut examiner à loisir ou dessiner un détail, on lâche le morceau de liège et l'appareil reste immobile.

Nous avons voulu éviter, grâce à cet appareil, la fatigue énorme de l'œil qui ne tarde pas à se produire quand on se livre à l'examen minutieux d'un moustique.

Le moustique est ainsi examiné à la lumière directe, cela permet de voir les couleurs du moustique, et les écailles dont son corps est revêtu, qui fournissent de bons caractères pour la classification. Les moustiques conservés dans le baume sont moins faciles à voir. Mais, pour certains détails, par exemple pour compter les ongles des pattes, etc., il faut pouvoir user de grossissements assez forts : 300 à 400 diamètres, (objectif n° 7 de Stiassnie). On ne peut, dans ce cas, observer que difficilement sur des spécimens conservés à sec, car la distance focale étant fort courte, on risque de détériorer le moustique au moindre mouvement un peu brusque, tandis qu'il est très aisé d'examiner sous ce rapport des spécimens conservés dans le baume. En somme, pour pouvoir déterminer l'espèce ou même le genre d'un moustique, il faut posséder à la fois des spécimens conservés à sec et des spécimens conservés dans le baume, les premiers étant sans conteste les plus nécessaires.

Enfin, on peut observer un moustique vivant, on le fait entrer dans un petit flacon à faces parallèles et rapprochées ; son examen est ainsi très facile au microscope.

De même, on peut examiner les larves vivantes, ce qui offre un grand avantage, car on peut ainsi les étudier à leurs différents stades de croissance, puis à l'état de nymphes, et enfin voir éclore les adultes. C'est à ce dernier état seulement qu'on peut reconnaître l'espèce à laquelle appartiennent les moustiques, les caractères spécifiques étant tous tirés de ceux des adultes, et jamais de ceux des larves. Il suffit, pour examiner une larve vivante, de la mettre dans un verre de montre à moitié plein d'eau, sur la platine du microscope.

Les microscopes binoculaires offrent enfin un avantage marqué pour l'étude des moustiques et pour leur dissection.



CHAPITRE II

MORPHOLOGIE

Les moustiques examinés de la façon que nous avons exposée ne sont vus que sous leur aspect extérieur. Nous allons décrire cet aspect extérieur, en n'indiquant que ce qui peut servir pour la classification.

Un moustique présente à l'examen la tête, le thorax et l'abdomen (*fig. 3*).

La tête, de forme sphérique, est réunie au thorax par un cou étroit. Elle porte d'énormes yeux réniformes. La partie située en arrière des yeux est appelé occiput, la portion la plus postérieure de l'occiput est désignée sous le nom de nuque. La partie située en avant des yeux est le front, qui se continue en avant par une pièce chitineuse appelée clypeus.

La tête est munie d'appendices qui sont : la trompe, les deux palpes maxillaires et les deux antennes. La trompe (*fig. 4*) constitue la bouche du moustique, elle est composée de sept lames cornées : une gaine, le labium ou lèvre inférieure

contenant six stylets à son intérieur. Ces stylets

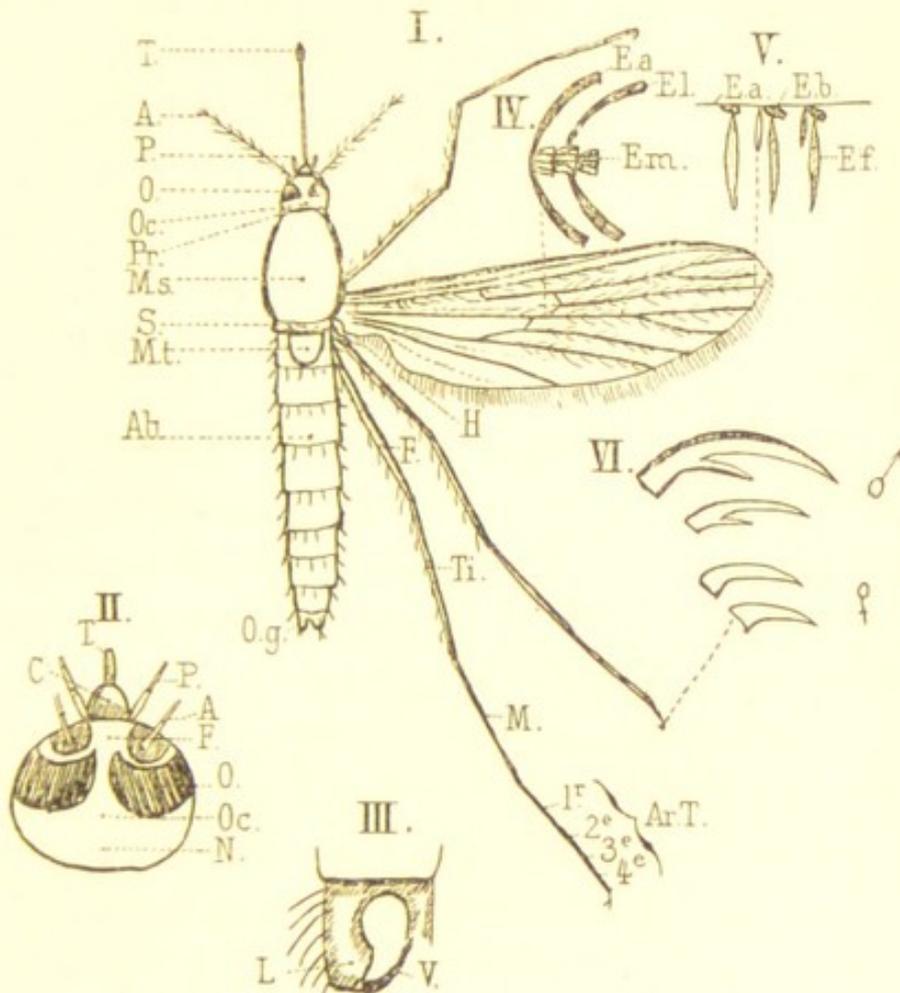


Fig. 3. — Anatomie d'un *Culex* typique (d'après Theobald).

I. Vue d'ensemble ; II. Tête ; III. Organes génitaux mâles externes ; IV. Écailles des nervures des ailes ; V. Écailles de la frange des ailes ; VI. Ongles des pattes.

T, trompe ; P, palpes ; A, antennes ; O, œil ; Oc, occiput ; Pr, prothorax ; Ms, mésothorax ; S, scutellum ; Mt, métanotum ; Ab, abdomen ; Og, organes génitaux externes mâles ; H, haltères ; F, fémur ; Ti, tibia ; M, métatarse ; Ar. T, articles du tarse ; Ea, écailles des ailes ; El, écailles latérales ; Em, écailles médianes ; Ef, écailles de la frange ; Eb, écailles de bordure ; L, lobe basal ; V, vrille ; C, clypeus ; F, Front ; N, nuque.

sont la lèvre supérieure ou labrum, à laquelle est soudé l'épipharynx, les deux maxilles, les

deux mandibules et l'hypopharynx. Quand le moustique pique, la lèvre inférieure ne pénètre



Fig. 4. — Armature buccale
(d'après Grassi).

L, labrum et épipharynx ; H, hypopharynx ; M, mandibule ; Mx, maxille ; Ls, labium ; P, palpe maxillaire.

pas dans la plaie, elle se replie, et sa pointe appuyée sur la peau sert seulement à diriger les stylets. Le sang est absorbé par un tube formé par la lèvre supérieure et l'hypopharynx accolés l'un à l'autre. Cette armature buccale ainsi complète chez les moustiques femelles, qui sucent le sang, est réduite chez les mâles, qui tirent leur

nourriture du suc des fruits et des fleurs.

Aux maxilles sont annexés les palpes maxillaires qui sont au nombre de deux, un de chaque côté de la trompe. Ils sont composés de plusieurs articles et le nombre de ces articles, ainsi que leurs dimensions, constituent de bons caractères spécifiques. Les palpes sont longs chez les *Culex* mâles, et courts chez les *Culex* femelles ; longs dans les deux sexes chez les *Anopheles* ; courts dans les deux sexes chez les *Aedes*. Chez les mâles, les articles sont renflés à leurs

extrémités et couverts de poils, caractères que ne présentent pas les femelles.

Les antennes partent du front de chaque côté des palpes, elles comprennent quatorze articles fort grêles, elles sont couvertes de poils rares chez les femelles ; au contraire, de poils extrêmement touffus, longs et plumeux chez les mâles. On reconnaît de loin un mâle d'une femelle, à l'aspect des antennes.

Le thorax (*fig. 3*) est constitué surtout par le mésothorax ; le prothorax n'étant représenté que par deux bosses : les lobes prothoraciques ; le métathorax étant formé par le métanotum, partie postérieure et le plus souvent dénudée du thorax. Entre le mésothorax et le métanotum, on voit une pièce chitineuse trilobée étroite, le scutellum. De chaque côté, le thorax présente les flancs, en partie recouverts par les hanches des pattes. Celles-ci, qui forment trois paires, comprennent plusieurs parties qui sont : la hanche, le fémur, le tibia, le métatarse et les quatre articles du tarse, enfin une paire d'ongles. Les ongles peuvent être simples ou présenter des dents (unidentés, bidentés, tridentés). Ils peuvent, de plus, être égaux, ou être inégaux ; par exemple, à une patte, les deux ongles peuvent être unidentés (ongles égaux), ou bien l'un simple et l'autre bidenté (ongles inégaux). Sur ces caractères sont basées des distinctions spécifiques. Voici

comment on note les caractères des ongles (les ongles sont identiques aux deux pattes d'une même paire): Supposons qu'un moustique a les deux ongles de la première paire sans dents, qu'à la deuxième paire un soit simple, et l'autre unidenté, qu'à la troisième paire l'un soit unidenté, l'autre bidenté. On écrit 0,0 — 0,1 — 1,2.

Nous avons déjà dit que, pour examiner, compter et dessiner les dents des ongles, il est plus commode d'opérer sur des moustiques montés dans le baume.

Les ailes (*fig. 5*) s'insèrent de chaque côté du thorax à sa partie latérale et postérieure. Elles

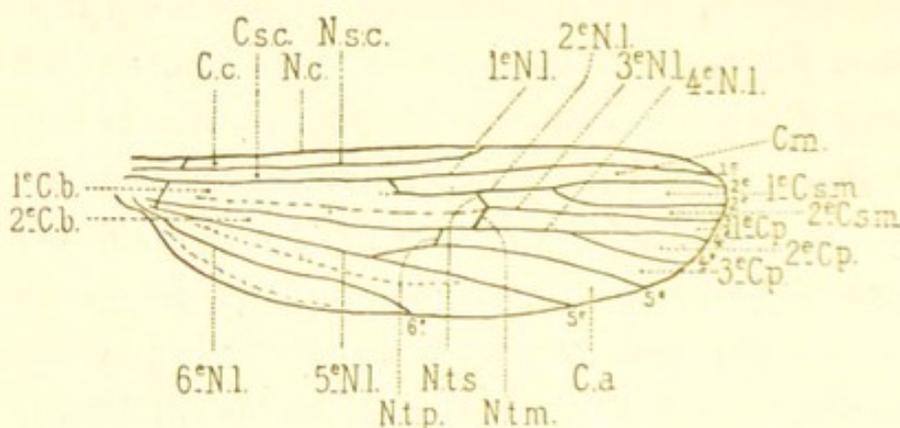


Fig. 5. — Aile de *Culex*.

Nl, nervures longitudinales (de 1 à 6); Nc, nervure costale; Nsc, nervure sous-costale; Nts, nervure transversale surnuméraire; Ntm, nervure transversale moyenne; Ntp, nervure transversale postérieure; Cc, cellule costale; Csc, cellule sous-costale; Cm, cellule marginale; Csm, cellules sous-marginales (1 et 2); Cp, cellules postérieures (1 à 3); Ca, cellule anale; Cb, cellules basales (1 et 2).

présentent des nervures dont le dessin général caractérise la famille des Culicidae, et dont les

dispositions particulières ont une grande importance spécifique. Il y a six nervures longitudinales (sept dans la seule espèce *Heptaphlebomyia*) et quatre nervures transversales. Les deuxième, quatrième et cinquième nervures longitudinales sont bifurquées. Les nervures transversales sont : la transversale marginale, entre les première et deuxième longitudinales ; la transversale surnuméraire, entre les deuxième et troisième longitudinales ; la transversale moyenne entre les troisième et quatrième longitudinales ; et la transversale postérieure entre les quatrième et cinquième longitudinales. Les espaces compris entre les nervures longitudinales sont appelés cellules. Les cellules qu'il faut surtout observer sont les cellules en fourche comprises entre les branches bifurquées de la deuxième longitudinale (première cellule sous-marginale, ou cellule supérieure), de la quatrième longitudinale (deuxième cellule postérieure) ou de la cinquième longitudinale (cellule anale ou grande cellule).

Les haltères, situées en arrière des ailes, sont nues ; elles n'ont pas d'importance spécifique.

L'abdomen, plus étroit et plus poilu chez le mâle que chez la femelle, fait suite au métathorax et est composé de huit segments. Les organes génitaux externes sont attachés au huitième segment et sont composés de deux appen-

dices dans l'un et l'autre sexe. Ces appendices sont plus longs, plus volumineux, et sont terminés par une sorte de vrille chez les mâles. Ils peuvent servir dans la détermination spécifique.

Dans l'exposé que nous venons de faire, on peut voir qu'un certain nombre de détails anatomiques peuvent nous servir à classer les moustiques. Ces caractères n'ont toutefois pas paru suffisants pour pouvoir classer la quantité énorme de moustiques qui ont été étudiés ces dernières années, depuis qu'ils excitent un intérêt particulier.

F. V. Theobald, au British Museum, a donc cherché des caractères spécifiques dans la répartition de l'arrangement des différentes formes d'écaïlles à la surface du corps des moustiques. Ils distinguent plusieurs sortes d'écaïlles (*fig. 6*) : des écaïlles plates plus ou moins larges, des écaïlles courbes filiformes, des écaïlles courbes étroites, des écaïlles fusiformes larges de différentes tailles, des écaïlles fourchues droites, des écaïlles fourchues tordues.

Voici quelle est la distribution générale des différentes sortes d'écaïlles sur le corps d'un moustique :

La tête des moustiques peut porter trois sortes d'écaïlles : (1) des écaïlles courbes étroites, (2) des écaïlles fourchues droites, (3) des écaïlles plates.

Le thorax porte cinq sortes d'écaïlles : (1) des écaïlles courbes piliformes (comme de véritables poils), (2) des écaïlles courbes étroites, (3) des écaïlles fusiformes, (4) des écaïlles plates, (5) de longues écaïlles tordues.



Fig. 6. — Écaïlles typiques.

Écaïlles : 1, plates droites ; 2, 3, plates tordues ; 4, piliformes ; 5, étroites courbes ; 6, 7, fusiformes ; 8, 9, fourchues droites ; 10, fourchues tordues ; 11, grandes et renflées

Les écaïlles des pattes sont, en général, des écaïlles plates.

Les nervures longitudinales des ailes sont toujours revêtues d'écaïlles, les transversales toujours nues (*fig. 3*). Il y a toujours, sur les nervures longitudinales, des rangées d'écaïlles et, en plus, chez certaines espèces, il y a des rangées latérales, de chaque côté des ner-

vures. Les écailles latérales sont, le plus souvent, allongées et minces. La frange des ailes contient, d'habitude, trois étages d'écailles.

Les écailles de l'abdomen sont surtout de grandes écailles plates, diversement colorées ; la

disposition des écailles en touffes ventrales ou latérales sur les segments de l'abdomen fournit des caractères spécifiques à la classification.

Les larves des moustiques, examinées au microscope, montrent un corps allongé composé de dix anneaux très mobiles les uns sur les autres. Le thorax est large, la tête pourvue de gros yeux est séparée par une rainure très nette. Les seuls caractères génériques peuvent être tirés de la présence ou de l'absence d'un siphon respiratoire, se

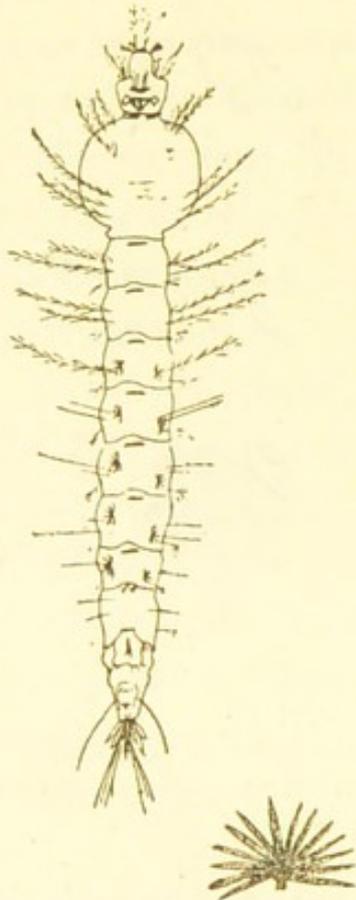


Fig. 7. — Larve d'*Anopheles maculipennis* (A droite en bas, bouquet de soie en palme grossi).

détachant obliquement du corps de la larve à sa partie postérieure, et de la longueur de ce siphon. C'est ainsi que les genres *Culex*, *Mochlonyx*, *Aedes* et *Uranotænia* (fig. 8) ont un siphon

respiratoire plus ou moins long. Les genres *Anopheles* et *Corethra* (*fig. 7*), au contraire, n'ont pas de siphon respiratoire.

Des caractères moins importants, mais qui pourront sans doute devenir utiles, peuvent être tirés des poils ou soies qui ornent le corps de la larve. La tête porte, en plus des yeux, des an-

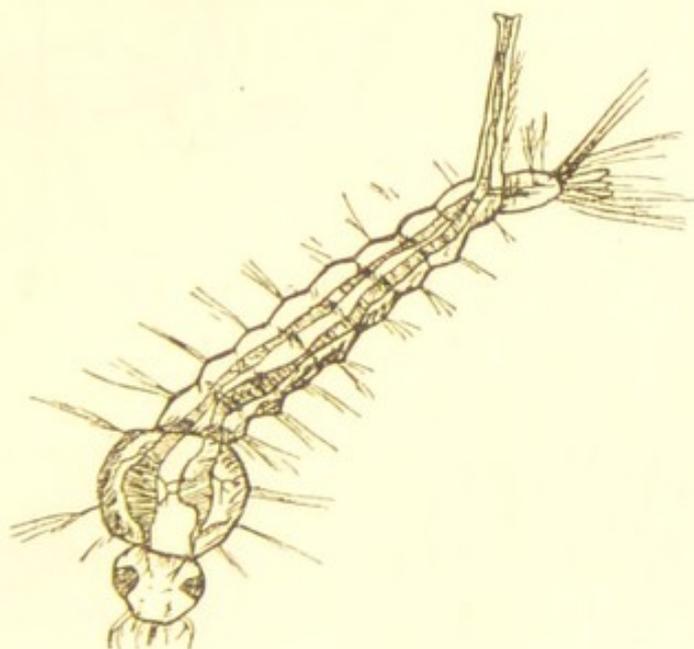


Fig. 8. — Larve de *Culex*.

tennes, des palpes et des brosses, en particulier deux soies frontales (*fig. 9*) qui sont simples, ou bifurquées, ou trifurquées, ou ramifiées. De plus, sur chaque côté des segments abdominaux, on peut voir un bouquet de soies (soies en palme) qui donne des dessins variés suivant les espèces (*fig. 7*).

Les nymphes (*fig. 10*) ont un thorax globu-

leux se confondant avec la tête, avec des yeux énormes, deux petits tubes respiratoires infundibuliformes; un abdomen aplati replié sous le thorax, et muni de palettes natatoires. Elles ne

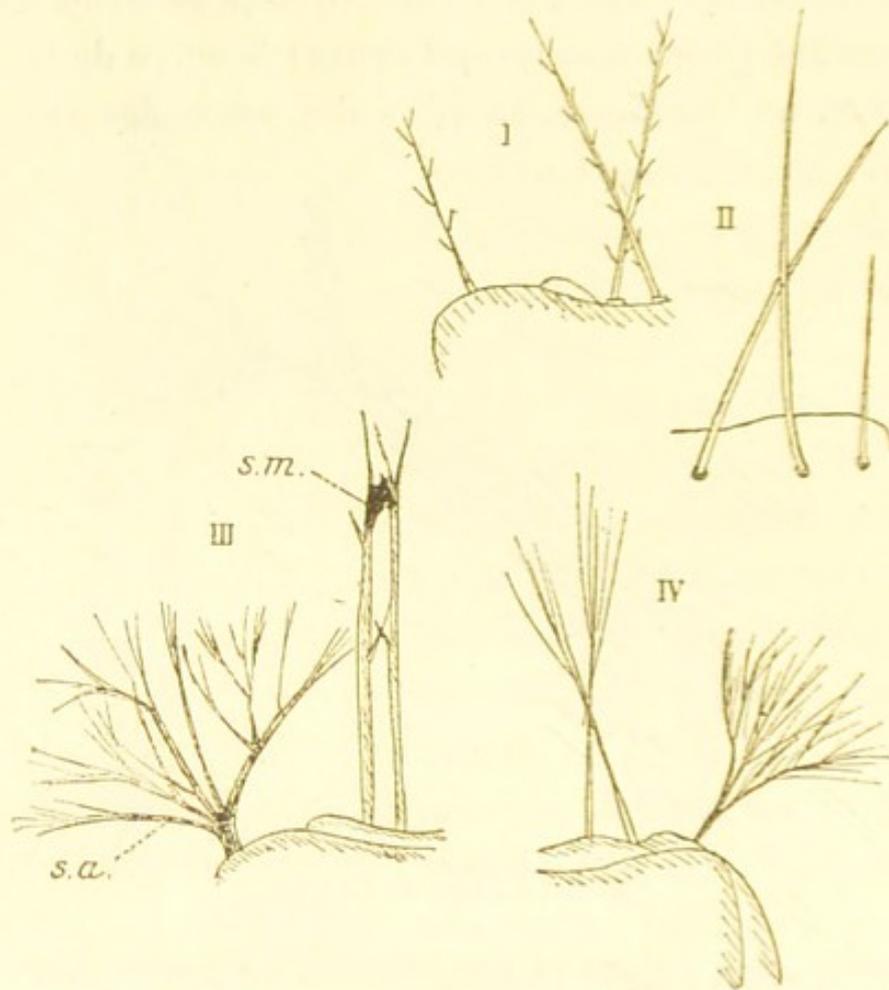


Fig. 9. — Soies de la tête des larves d'*Anopheles* (D'après Grassi)
Sm, soies médianes. Sa, soie angulaire.

I. *An. superpictus*; II. *An. bifurcatus*; III. *An. pseudopictus*;
IV. *An. maculipennis*.

présentent pas de caractères génériques. Toutefois Howard indique que la nymphe de *Culex* se tient plus volontiers que celle d'*Anopheles* l'axe du thorax vertical.

Les œufs de moustiques sont de petits corps allongés de 0,5 millimètre à 0,9 millimètre de longueur, pourvus de flotteurs, qui ont une

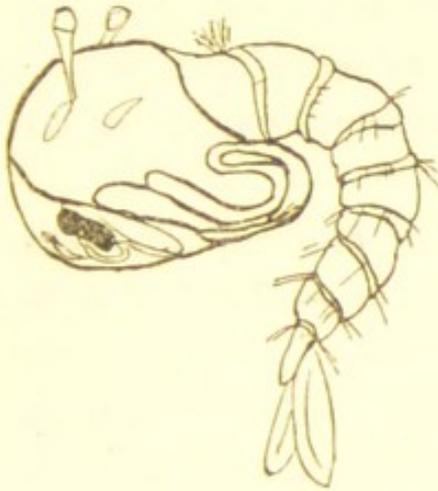


Fig. 10
Nymphe.

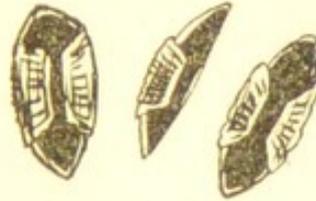


Fig. 11
OEufs d'*Anopheles*.

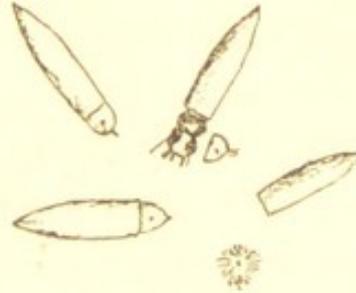


Fig. 12
OEufs de *Culex*, isolés.

forme différente suivant le genre auquel ils appartiennent : ceux de *Culex* (fig. 12) ont la forme d'un cône allongé, ceux d'*Anopheles*

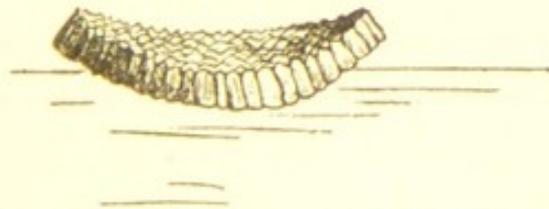


Fig. 13. — OEufs de *Culex*, en radeau.

(fig. 11) sont elliptiques. Les œufs de *Culex* sont pondus agminés en radeaux (fig. 13) de cinq à sept millimètres de longueur, dans lesquels

les œufs sont placés verticalement, et la jeune larve sort par l'extrémité inférieure. Les œufs d'*Anopheles* sont pondus isolés, et disposés suivant des figures géométriques, symétriques, à la surface de l'eau. Ils portent des chambres à air que n'ont pas les œufs de *Culex*.

Lorsque l'on examine un moustique, pour ne rien omettre dans son observation, on peut se servir du plan suivant :

Longueur totale du corps, en comptant et sans compter la trompe : chez le mâle, chez la femelle.

Tête. — Couleur, forme, couleur et distribution des écailles sur la nuque, sur le front, autour des yeux. Clypeus nu, ou bien couvert de poils, ou d'écailles.

Couleur des yeux.

Antennes. — Couleur. Anneaux diversement colorés. Longueur par rapport à la trompe. Longueur proportionnelle du 2^e article. Plumeuses ou non.

Palpes. — Couleur. Longueur par rapport à la trompe, dans les deux sexes. Forme de l'article terminal. Longueur et nombre des articles, (4^e petit article souvent difficile à voir). Anneaux d'écailles diversement colorées.

Trompe. — Formée pour percer ou non. Recourbée ou droite. Couleur. Anneaux d'écailles diversement colorées.

Thorax. — Couleur. Dessins ornementaux formés par les écailles (partie dorsale, partie sternale, parties latérales). Longueur du thorax. Flancs : couleur, taches.

Scutellum. — Y-a-t-il des écailles ? leur disposition. Poils de bordures ? leur disposition.

Métanotum. — Couleur. Nu ou couvert d'écailles ou de poils. Quelles écailles ?

Ailes. — Couleur, taches (en suivant le bord antérieur et supérieur, puis les nervures longitudinales, 1, 2, 3, etc. puis taches de la racine de l'aile). Couleur de la frange. Formes des écailles qui revêtent les nervures. Longueur de la première cellule sous-marginale par rapport à la deuxième postérieure ; comparaison de leur largeur réciproque, de leur distance de la base de l'aile. Longueur de l'aile.

Balanciers. — Couleur.

Pattes. — Couleur générale. Particularités de chacun des articles : hanche, fémur, tibia (genou), métatarse, articles du tarse, au point de vue : de leur forme, de la couleur des écailles, de la présence ou de l'absence d'anneaux diversement colorés. Indiquer si ces anneaux sont basaux, apicaux, portent sur les deux côtés de l'articulation. Ceci pour chaque article et chaque paire.

Ongles. — Sont-ils pour chaque paire : 1° égaux ou inégaux, 2° simples, unidentés, bidentés ou tridentés ?

Abdomen. — Couleur, taches, bandes claires, bandes obscures, leur position réciproque (basale ou apicale — taches prolongées sur les côtés des segments). Couleur et écailles de la face inférieure de l'abdomen. Productions cuticulaires : poils et écailles, leur disposition en touffes latérales ou ventrales, basales ou apicales. Longueur de l'abdomen.

Organes génitaux externes : conformation (surtout en ce qui concerne l'appareil sexuel externe du mâle).

Cette description doit être faite pour la femelle, puis pour le mâle de chaque espèce.

Noter les mœurs du moustique étudié (diurne, crépusculaire, franchement nocturne). Sanguinaire ou non.

Habitat des adultes : bois, champs, marais, habitations humaines.

Habitat des larves : eau propre ou eau sale.

Description des œufs et des larves : chez celles-ci présence ou absence du siphon respiratoire ; s'il existe, sa largeur à la base par rapport à sa longueur.

Description des soies qui ornent la tête des larves (simples, bifurquées, trifurquées, ramifiées) et des soies en palme des segments abdominaux.



CHAPITRE III

CLASSIFICATION DE LA FAMILLE DES CULICIDES

Les Moustiques ou Cousins constituent la famille des *Culicidæ*, appartenant à l'ordre des Diptères. Le caractère essentiel de cet ordre est la présence de deux ailes, la deuxième paire étant représentée par les deux balanciers ou haltères.

La famille des *Culicidæ* se distingue des familles voisines (*Chironomidæ*, *Cecidomyidæ*, mouchérons en général), principalement par la présence d'un appareil buccal fait pour piquer et sucer, et par la présence d'écailles sur les nervures des ailes.

Dans l'exposé qui suit, nous avons emprunté la classification des Culicides de M. F.-V. Theobald, telle qu'il la donne dans sa *Monographie des Culicidæ* publiée par les soins du British Museum.

Nous remercions ici bien vivement M. F.-V. Theobald de nous avoir autorisés à reproduire les caractères des Moustiques qu'il a établis. Pour l'étude détaillée et la détermination des espèces, nous renvoyons le lecteur à l'excellent

ouvrage de Theobald. Nous nous sommes servis aussi de deux très bonnes monographies : *Os Culicideos do Brazil*, par Peryassu et *Anopheles Mosquitoes of India* de James et Liston.

Nous donnerons ci-dessous les caractères des sous-familles, ceux des genres de chaque sous-famille, et ceux des espèces de la seule sous-famille des *Anophelinæ*, la plus importante pour le pathologiste.

La famille des Culicides se divise en 10 sous-familles d'après les caractères suivants :

- | | |
|---|-------------------------|
| 1. Scutellum trilobé | 2 |
| Scutellum simple, jamais trilobé . . | <i>Anophelina.</i> |
| 2. Trompe droite | 3 |
| Trompe non droite | 4 |
| 3. Métanotum nu | 5 |
| Métanotum avec écailles ou poils . . . | 9 |
| 4. Trompe fortement recourbée . . . | <i>Megarhinina.</i> |
| Trompe coudée | <i>Limatina.</i> |
| 5. A l'aile, 7 nervures longitudinales écail- | |
| leuses | <i>Heptaphlebomyia.</i> |
| 6 nervures longitudinales écailleuses . . | 6 |
| 6. Deuxième article de l'antenne très long | <i>Deinoceratina</i> |
| Deuxième article de l'antenne de longueur | |
| normale | 7 |
| 7. Première cellule sous-marginale très pe- | |
| tite, plus petite que la deuxième cellule | |
| postérieure | <i>Uranotænina</i> |
| Première cellule sous-marginale aussi lon- | |
| gue ou plus longue que la deuxième | |
| cellule postérieure. | 8 |
| 8. Palpes courts dans les deux sexes . . . | <i>Aedina.</i> |
| Palpes de la femelle plus courts que la | |
| trompe. Palpes du mâle longs . . . | <i>Culicina.</i> |

9. Palpes courts dans les deux sexes . *Dendromyina*.
 Palpes courts chez la femelle, longs chez
 le mâle. *Trichoprosoponina*.

Sous-famille « Anophelina » (Theobald). —

Le scutellum est simple, il n'est jamais trilobé. La trompe est droite, les palpes sont longs dans les deux sexes, terminés en massue chez le

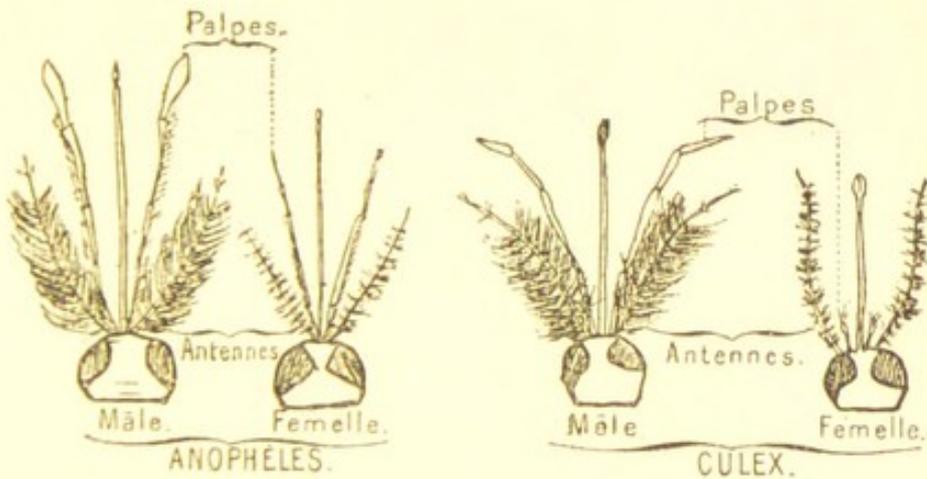


Fig. 14

mâle, linéaires chez la femelle (fig. 14). La tête n'a jamais d'écaillés plates latérales (fig. 15). Les larves n'ont pas de siphon respiratoire.

Les genres de cette sous-famille sont entièrement caractérisés par la disposition et la forme des écaillés de la tête, du thorax, de l'abdomen et des ailes (fig. 16, 17 et 18).

Clef des 21 genres de la sous-famille « Anophelina ».

1. Première cellule sous-marginale très
 petite *Bironella*. Theobald.
 Grande 2

2. *Segments de l'antenne* avec des touffes
denses d'écailles 19
Sans ces touffes denses d'écailles 3
3. *Thorax et abdomen* tous deux avec des
écailles recourbées piliformes 4
Non tous deux avec des écailles recour-
bées piliformes. 8

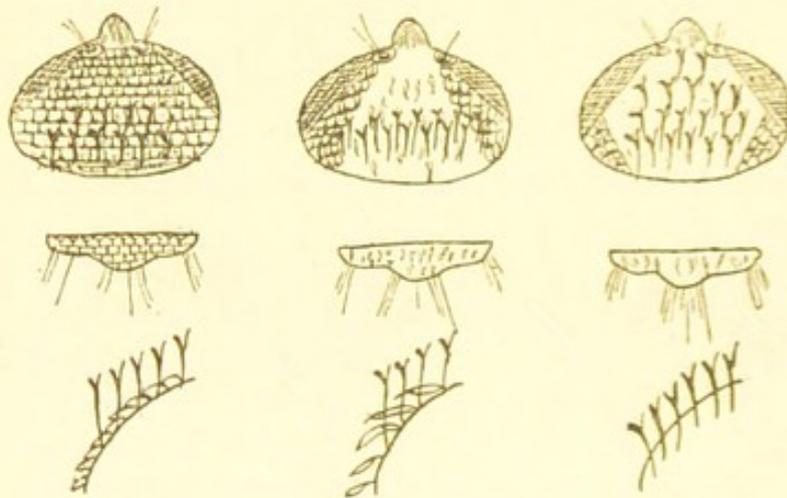


Fig. 15. — Écailles de la nuque et du scutellum, chez les *Culex*, les *Stegomyia* et les *Anopheles*.

A gauche, *Stegomyia* ; au milieu, *Culex* ; à droite, *Anopheles*. En haut, nuque vue d'en haut. Au milieu scutellum vu d'en haut. En bas, nuque vue de profil.

4. Quelques écailles plates sur la partie
moyenne de la tête . . . *Stethomyia*. Theobald.
Pas d'écailles plates, mais des écailles
droites fourchues sur la tête 5
5. *Lobe basal de l'organe génital* mâle
composé de deux segments. *Feltinella*. Theobald.
Composé d'un seul segment. 6
6. *Écailles des ailes* plutôt grandes, lan-
cées *Anopheles*. Meigen.
Ordinairement petites, étroites ou légè-
rement lancées. 7

Caractères génériques dans la sous-famille *Anophelina*.

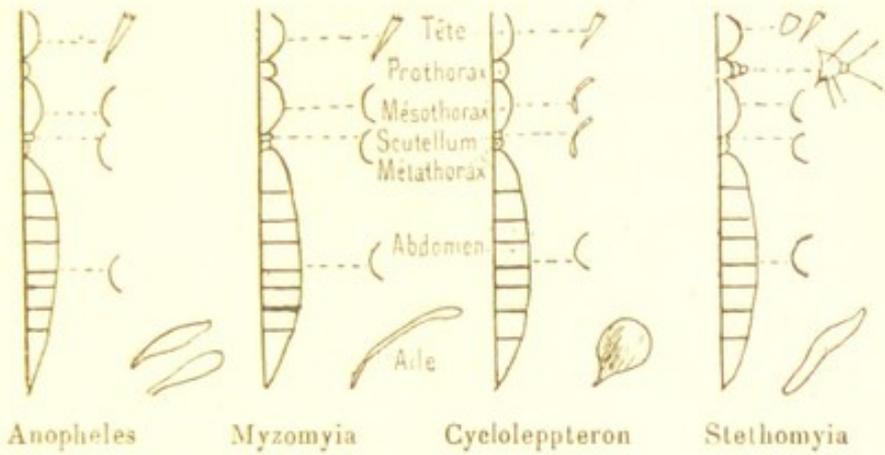


Fig. 16.

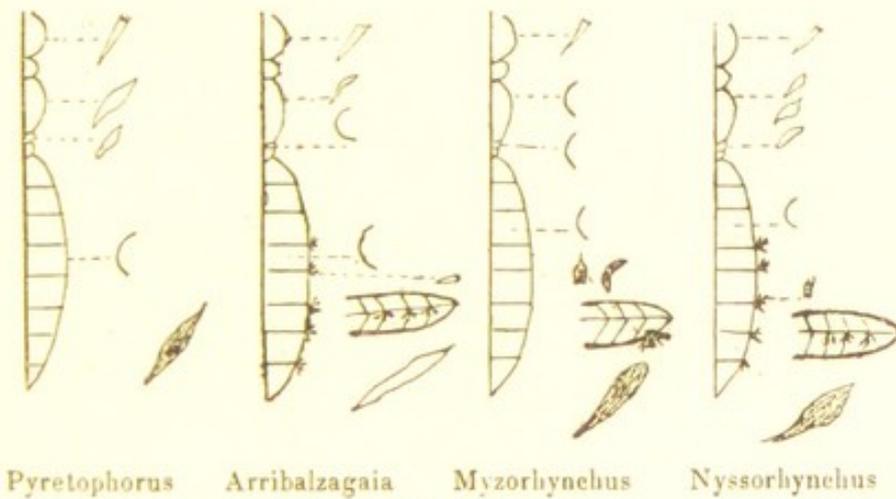


Fig. 17.

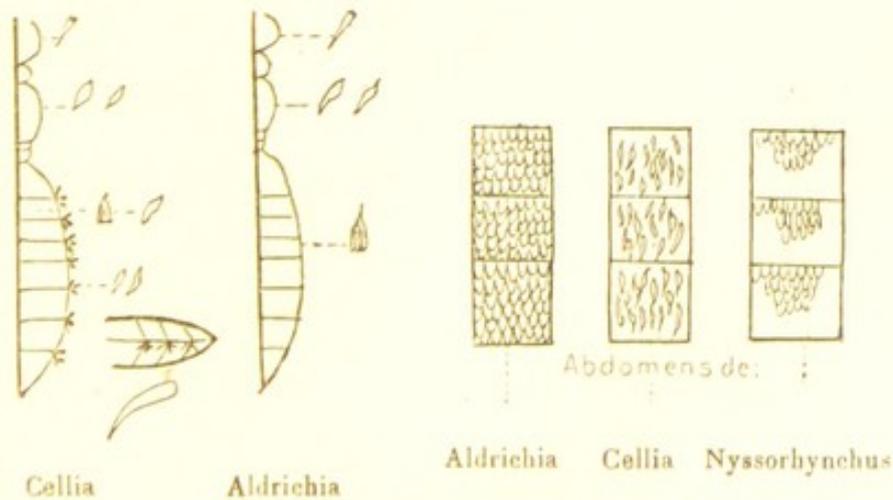


Fig. 18.

- Grandes, renflées, ballonnées et formant des taches *Cycloleppteron*. Theobald.
7. Base de la troisième nervure longitudinale très proche de celle de la quatrième *Neomyzomyia*. Theobald.
Non très proche *Myzomyia*. Blanchard.
8. Thorax et abdomen avec des écailles tous les deux 15
Non avec des écailles tous les deux 9
9. Abdomen poilu. Thorax avec des écailles étroites recourbées 10
Abdomen non simplement poilu 11
10. Écailles de l'aile petites, lancéolées. Tête avec des écailles fourchues normales *Pyretophorus*. Blanchard.
Écailles de l'aile larges, lancéolées. Tête avec des écailles triangulaires larges, non groupées, non fourchues, ni frangées *Myzorhynchella*. Theobald.
11. Abdomen poilu, sauf les deux ou les trois derniers segments qui sont recouverts d'écailles 12
Abdomen sans les deux ou les trois derniers segments recouverts d'écailles 13
12. Abdomen poilu, sauf aux deux derniers segments qui sont écailleux. Thorax avec de très longues écailles piliformes *Lophoscelomyia* Theobald.
Abdomen poilu, sauf aux trois derniers segments qui sont écailleux. Thorax avec écailles piliformes courbes, quelques larges droites, d'autres, sur les côtés, spatulées *Manguinhosia*. Cruz.
13. Abdomen poilu, avec une touffe ventrale apicale et sans touffes latérales. Thorax avec des écailles piliformes. Écailles de l'aile à la fois denses, grandes et lancéolées *Myzorhynchus*. Blanchard.

- Abdomen sans touffe ventrale apicale.
 Thorax avec des écailles piliformes
 mêlées de quelques écailles étroites
 recourbées. Écailles de l'aile non à la
 fois denses, grandes et lancéolées. . . 14
14. Abdomen écailleux sur le ventre et avec
 des touffes écailleuses latérales api-
 cales. Écailles de l'aile lancéolées. . .
Arribalzagaia. Theobald.
- Abdomen poilu avec des touffes de lon-
 gues écailles piliformes latérales api-
 cales. Écailles de l'aile courtes denses
 et lancéolées *Christya*. Theobald.
15. Abdomen complètement revêtu de gran-
 des écailles plates comme chez les
 Culex *Aldrichinella*. Theobald.
- Abdomen non revêtu comme celui des
 Culex 16
16. Thorax poilu avec quelques écailles étroi-
 tes, recourbées sur sa partie anté-
 rieure. *Kertessia*. Theobald.
- Thorax non poilu, mais avec des écailles
 fusiformes ou étroites recourbées . . . 17
17. Abdomen presque complètement recou-
 vert de longues écailles irrégulières. 18
- Abdomen avec des écailles sur le ventre,
 des écailles en touffes latérales, et des
 petites taches d'écailles plates sur le
 dos *Nyssorhynchus*. Blanchard.
18. Sur l'abdomen, touffes latérales d'écail-
 les *Cellia*. Theobald.
- Pas de touffes latérales d'écailles . . .
Neocellia. Theobald.
19. Amas d'écailles à la partie supérieure
 des 10 premiers segments de l'an-
 tenne *Chagasia*. Cruz
- Amas d'écailles sur le premier et le
 deuxième segment de l'antenne. . .
Calvertina. Ludlow.

GENRE ANOPHELES

Thorax et abdomen poilus. Palpes de la femelle, minces, couverts d'écaillés peu denses, généralement non annelés. Nervures des ailes couvertes de longues écaillés lancéolées qui peuvent parfois former des taches.

Clef des 18 espèces

- 1. Ailes tachetées 2
 - Ailes non tachetées. 9
- 2. Pattes non annelées. 3
 - Pattes annelées 7
- 3. Ailes tachetées à la fois sur la costa et sur le champ . . . *franciscanus*. Mc. Cracken.
 - Ailes non tachetées à la fois sur la costa et sur le champ 4
- 4. Ailes portant des taches formées par des amas d'écaillés sur le champ de l'aile. Pas de taches sur la costa . . .
 - maculipennis*. Meigen.
 - Ailes avec la costa marquée de taches claires et noires successives 5
- 5. Une tache sur la costa. Petite espèce . . .
 - perplexens*. Ludlow.
 - Deux taches jaunes sur la costa. Grandes espèces 6
- 6. Pas de taches sur la frange . . . *punctipennis*. Say.
 - Taches présentes sur la frange.
 - pseudopunctipennis*. Theobald.
- 7. Pattes avec des anneaux pâles basaux . . . 8
 - Pattes avec de minces anneaux apicaux (costa sombre avec deux petites taches jaune pâle). *wellcomei*. Theobald.
- 8. Sur la costa, deux grandes taches sombres *gigas*. Giles.
 - Deux grandes et deux petites taches basales *formosus*. Ludlow.

9. Pattes non annelées. 10
 Pattes annelées 16
10. Thorax orné comme chez les *Corethra*.
corethroïdes. Theobald.
 Thorax sans ornementation spéciale. 11
11. Seconde cellule fourchue dépassant
 beaucoup la moitié de la longueur de
 la première 12
 Seconde cellule fourchue ne dépassant
 pas la moitié de la longueur de la
 première. *aitkenii*. Theobald.
12. Palpes non annelés. 13
 Palpes annelés 15
13. Tige de la première cellule fourchue
 dépassant le tiers de la longueur de
 la cellule. 14
 Mesurant le tiers de la longueur de la
 cellule. *barberi*. Coquillett.
14. Abdomen avec des poils dorés. *bifurcatus* Linné.
 Abdomen avec des poils bruns
algeriensis. Theobald.
15. Écailles des ailes très denses . *smithii*. Theobald.
 Non très denses *nigripes*. Staeger.
16. Fémurs postérieurs seuls avec un large
 anneau blanc *lindsayi*. Giles.
 Extrémités des tarsi postérieurs pâles.
immaculatus. Theobald.

GENRE CYCLOLEPPTERON

Outre les caractères marqués dans les clefs ci-dessus :
 tête revêtue de larges écailles fourchues dressées. Les
 deux derniers articles des palpes du mâle sont renflés,
 ceux de la femelle couverts d'écailles denses noires.

Clef des espèces

1. Palpes annelés, dorés et noirs (Scutel-
 lum avec une tache noire oculiforme).
mediopunctatus. Theobald.
 Palpes non annelés. 2

2. Pas de taches marquées sur la costa. .
grabhami. Theobald.
 Trois taches costales sombres, la médiane étant grande. (Ressemble à *C. mediopunctatus*. Sur les ailes, quelques écailles renflées). . *intermedium*. Chagas.

GENRE NEOMYZOMYIA

Proche de *Myzomyia* et de *Pyretophorus*. S'en distingue par ses touffes d'écailles aux angles postérieurs de la tête, ses touffes de longues écailles proéminentes sur les lobes prothoraciques et par la nervation des ailes.

Une seule espèce : *N. elegans*. James-Theobald.

GENRE MYZOMYIA

Le thorax et l'abdomen sont poilus, mais le thorax peut porter quelques écailles étroites recourbées à la partie antérieure du mésothorax, formant une touffe avançant au-dessus de la tête. Écailles latérales des nervures des ailes longues et minces ou étroites et lancéolées. Les ailes sont tachetées, ce sont d'habitude des espèces petites ou de taille modérée.

Clef des 21 espèces

- | | |
|---|-------------------------------|
| 1. Trompe non annelée | 2 |
| Trompe annelée | 20 |
| 2. Pattes ni annelées ni tachetées | 3 |
| Pattes annelées ou tachetées | 9 |
| 3. <i>Extrémité des palpes</i> , noire | 4 |
| Non noire | 5 |
| 4. <i>Extrémité noire</i> , étroite | <i>turkhudi</i> . Liston. |
| Large | <i>hispaniola</i> . Theobald. |
| 5. <i>Extrémité des palpes</i> , blanche et annelée
de 3 anneaux pâles | 6 |
| Seulement blanche | <i>nili</i> . Theobald. |
| 6. <i>Troisième nervure longitudinale</i> , jaune. | |
| | <i>listoni</i> . Liston. |
| Sombre | 7 |

7. Pas de taches *sur la frange*
rhodesiensis. Theobald.
 Des taches 8
8. Deux taches *sur la frange* . . . *culicifacies*. Giles.
 Plus de deux taches. . . *leptomeres*. Theobald.
9. Pattes tachetées seulement (palpes à
 3 anneaux, et à extrémité noire). *azriki*. Patton.
 Pattes tachetées ou non, mais annelées. 10
10. Pattes annelées et tachetées 11
 Pattes annelées seulement 14
11. *Nervure transversale surnuméraire*
 nettement recourbée : *pyretophoroïdes*. Theobald.
 Droite (trois anneaux blancs aux palpes.
 Aux pattes, anneaux pâles basaux et
 apicaux) 12
12. Troisième tache costale en forme de T
 comme chez *M. rossi* . . . *indefinita* Ludlow.
 Troisième tache costale correspondant
 à 2 taches sur la première nervure
 longitudinale 13
13. Plus grande espèce. *ludlowi* Theobald.
 Semblable, mais beaucoup plus petite .
mangyana. Banks.
14. *Palpes* avec 2 anneaux blancs 15
 Plus de 2 anneaux blancs 16
15. *Extrémité* blanche *aconita*. Dönitz.
 Noire. *d'thali*. Patton.
16. *Palpes* avec 3 anneaux blancs 17
 4 anneaux blancs *jehafi*. Patton.
17. Pattes (postérieures) avec des anneaux
 pâles basaux et apicaux 18
 Pattes avec des anneaux, mais non ba-
 saux 19
18. Ailes avec 5 ou 6 taches costales som-
 bres, la plus grande en forme de T: *rossi*. Giles.
 Ailes avec 4 taches costales jaunes . . .
longipalpis. Theobald.

19. Faibles anneaux pâles apicaux. (Frange de l'aile tachetée) *funesta*. Giles.
 Grands anneaux pâles apicaux et large anneau pâle médian aux métatarses de la 1^{re} et de la 2^{me} paire . . . *lutzi*. Theobald.
 20. Pattes non tachetées *albirostris*. Theobald.
 Pattes tachetées *thorntoni*. Ludlow.

GENRE PYRETOPHORUS

Thorax avec des écailles étroites recourbées. Abdomen poilu. Écailles de l'aile, petites et lancéolées. Aile très tachetée en général. Sur la tête, écailles fourchues normales, pas d'écailles plates. Pattes annelées parfois tachetées.

Clef des espèces

1. Pattes sans anneaux 2
 Pattes annelées 6
 2. Palpes avec 3 anneaux pâles; extrémité noire *nigrifasciatus*. Theobald.
 Palpes avec 3 anneaux pâles; extrémité blanche 3
 3. Ailes avec 5 grandes taches costales noires 5
 Non 5 taches 5
 4. Taches costales : 4 grandes et 2 petites. Nervure transversale moyenne, très longue *nursei*. Theobald.
 Taches costales : 4 grandes. Nervure transversale moyenne normale *minimus*. Theobald.
 5. Première cellule fourchue beaucoup plus longue que la seconde : *sergenti*. Theobald.
 A peu près de la même longueur que la seconde *palestinensis*. Theobald.
 6. Annelées seulement 7
 Annelées et tachetées 13

7. Pattes postérieures seules avec des anneaux apicaux (Palpes à 3 anneaux pâles et extrémité noire) 8
 Anneaux apicaux à d'autres pattes que les postérieures 9
8. 3 lignes sombres *sur le mesonotum*
myzomyifacies. Theobald.
 2 lignes sombres *chaudoyei*. Theobald.
9. Toutes les pattes avec des anneaux apicaux pâles (Palpes avec 3 anneaux blancs) 10
 Pattes antérieures et postérieures avec des anneaux apicaux pâles (4 anneaux blancs aux palpes) *cinereus*. Theobald.
10. *Écailles du thorax* de couleur crème
pitchfordi. Power.
 Non de couleur crème 11
11. *Anneaux apicaux et médians* des palpes larges (*Écailles du thorax*, blanches).
austeni. Theobald.
 Anneaux apicaux et médians des palpes non larges tous les deux 12
12. *Ailes* avec 4 taches costales noires.
 Frange non tachetée *superpictus*. Grassi.
 Ailes avec 4 grandes et 2 petites taches costales. Frange tachetée. Anneau apical des palpes, large ; les deux autres, petits *jeyporensis*. Theobald.
13. *Les 3 derniers articles du tarse de la paire postérieure*, entièrement blancs (Thorax à écailles dorées).
aureosquamiger. Theobald.
 Les 3 derniers articles du tarse postérieur, non tout blancs 14
14. Pas de taches sur le fémur
pseudocostalis Theobald.
 Taches sur le fémur 15
15. Taches sur le fémur et sur le tibia (Sur le tarse, anneaux apicaux) 16

- Taches sur le fémur, le tibia et le premier article du tarse (Sur le tarse, anneaux apicaux). *ardensis*. Theobald.
16. 3 anneaux aux palpes : l'apical large, les autres étroits 17
- 3 anneaux aux palpes : l'apical et le médian, larges. *marshalli*. Theobald.
17. Taches de la frange, étroites *costalis*. Loew.
- Larges *merus*. Dönitz.

GENRE MYZORHYNCHELLA

Tête revêtue d'écailles longues aplaties, faisant saillie, ni couchées, ni érigées, ni fourchues, ni frangées. Thorax et scutellum avec des écailles fusiformes recourbées. Abdomen poilu. Ailes avec des écailles lancéolées courtes et larges, denses.

Clef des espèces

1. Anneau blanc apical au tibia de la paire postérieure seulement. Cet anneau couvre le quart du segment 5
- Anneaux ou taches blanches au tibia des autres paires de pattes aussi. 2
2. 3 ou 4 taches costales jaunes ou blanches 3
- 5 taches costales jaunes 4
3. (Extrémité de la patte postérieure blanche. Abdomen poilu, sauf le segment génital, qui est écailleux). *lutzi*. Cruz.
- Plus petit, semblable, sauf que les écailles de la costa et du segment génital sont blancs *parva*. Chagas.
4. Anneau noir apical aux 2^e et 3^e segments du tarse à la patte postérieure.
- nigritarsis*. Chagas.
- Semblable, mais sans ces anneaux noirs.
- nigra*. Theobald.

5. *L'anneau blanc du tibia postérieur ne s'étend pas au métatarse: tibio-maculata. Neiva.*
S'étend au métatarse où il forme un anneau blanc basal gilesi. Neiva.

GENRE LOPHOSCELOMYIA

Tête avec des écailles fourchues droites et quelques étroites recourbées. Palpes recouverts d'écailles denses dans les deux sexes, surtout chez le mâle. Thorax recouvert de très longues écailles piliformes recourbées. Lobes prothoraciques grands, avec une touffe d'écailles noires spatulées sur la face antérieure et des soies noires. Abdomen poilu, sauf aux deux derniers segments qui ont des écailles lancéolées. Pattes postérieures avec une touffe d'écailles faisant saillie à l'extrémité des fémurs. Sur les ailes écailles lancéolées, larges, et émoussées.

Ce genre est proche de *Nyssorhynchus*, en diffère par les longs poils recourbés du thorax, au lieu des écailles étroites recourbées ou fusiformes.

Une seule espèce : *L. asiatica* Leicester.

GENRE MANGUINHOSIA

Thorax avec des écailles piliformes recourbées, et quelques-unes étroites recourbées, ou bien aplaties sur les flancs. Abdomen poilu excepté les 3 derniers segments qui sont écailleux. Pas de touffes d'écailles sur les fémurs postérieurs.

Ce dernier caractère sépare ce genre du précédent duquel il se rapproche beaucoup par ailleurs.

Une seule espèce : *M. lutsi* Cruz in Peryassu.

GENRE MYZORHYNCHUS

Thorax poilu. Lobes prothoraciques avec des écailles hérissées. Abdomen avec des écailles sur le ventre et quelques-unes aux extrémités, et une touffe ventrale apicale. Il n'y a pas de touffes écailleuses latérales sur

les segments. Écailles des ailes largement ou modérément lancéolées, quelques-unes larges et courtes. Palpes couverts d'écailles denses chez la femelle, ainsi que la trompe.

Clef des espèces

1. Palpes sans anneaux 2
 - Palpes annelés 7
2. *Dernier article du tarse postérieur* brun. 3
 - Blanc. *albotaeniatus* Theobald.
3. *Sur la frange de l'aile* pas de taches . 6
 - Une ou plusieurs taches 4
4. *Sur la frange* une seule tache 5
 - Sur la frange* plusieurs taches . *bancrofti*. Giles.
5. Pattes non tachetées. *barbirostris*. Van der Wulp.
 - Fémurs et tibias tachetés.
 - pseudobarbirostris*. Ludlow,
 - (Davantage d'écailles à bouts arrondis sur les ailes que dans l'espèce précédente).
6. Une pâle tache costale. *Sur l'aile* écailles claires et sombres . . *umbrosus*. Theobald.
 - Deux pâles taches costales. *Aile* tachetée surtout de sombre . . . *strachani*. Theobald.
7. *Dernier article du tarse postérieur* brun 8
 - Dernier article du tarse postérieur* non brun 12
8. *Frange de l'aile* avec une tache costale pâle *sinensis*. Wiedemann.
 - Frange* non tachetée 9
9. Palpes avec 4 anneaux pâles, l'extrémité blanche 10
 - Palpes avec l'extrémité toute noire . .
 - nigerrimus*. Giles.
10. *Sur l'aile* 2 taches costales jaunes. 11
 - 2 taches costales blanches . *minutus*. Theobald.
11. Ailes nettement tachetées . . . *vanus*. Walker.
 - Ailes sans taches distinctes . *pseudopictus*. Grassi.

12. Les deux derniers articles du tarse postérieur blancs . . . *mauritanus*. Grandpré.
 Les trois derniers articles du tarse postérieur blancs *paludis*. Theobald.

GENRE ARRIBALZAGAIA

Thorax poilu avec quelques écailles étroites recourbées à la partie antérieure. Abdomen écailleux sur le ventre et avec des touffes de grandes écailles apicales latérales. Ce dernier caractère distingue ce genre de celui des *Myzorhynchus* auquel il ressemble par ailleurs. Ailes avec des écailles lancéolées épaisses. Palpes recouverts d'écailles denses. Pattes très annelées et tachetées.

Clef des espèces

1. Ailes avec 3 taches sombres très prononcées sur la costa. Pattes postérieures et moyennes très rayées et tachetées. Les tarses postérieurs ont des anneaux blancs apicaux et basaux.
maculipes. Theobald.
2. Semblable, mais les tarses postérieurs ont, en plus des anneaux, des taches. De plus les écailles lancéolées des ailes sont plus larges que chez *A. maculipes*. *pseudo-maculipes*. Chagas.

GENRE CHRISTYA

Tête revêtue de longues écailles fourchues dressées et de quelques écailles courtes plus larges sur le front. Palpes couverts d'écailles denses. Thorax poilu, avec des écailles latérales étroites recourbées. Lobes prothoraciques avec des écailles étroites recourbées. Abdomen poilu, avec des touffes latérales denses de longs poils. Ce caractère sépare ce genre des *Myzorhynchus* auquel il ressemble par ailleurs. Sur les ailes, écailles laté-

rales des nervures lancéolées courtes et denses. Cellules fourchues plutôt courtes.

Une seule espèce : *C. implexa*, Theobald.

GENRE ALDRICHINELLA

Tête avec de grandes et larges écailles fourchues dressées. Antennes avec des écailles sur les articulations. Thorax avec des écailles recourbées très étroites presque piliformes. Sur les lobes prothoraciques écailles plates faisant saillie. Abdomen complètement recouvert de larges écailles plates comme les *Culex*. Ailes tachetées à peu près comme celles des *Myzomyia*.

Une seule espèce : *A. error*, Theobald.

GENRE KERTÉSZIA

Tête couverte d'écailles denses fourchues dressées. Thorax poilu sauf à la partie antérieure où sont des touffes de grandes écailles étroites recourbées. Abdomen avec de longues et larges écailles irrégulières. Palpes recouverts d'écailles denses. Écailles des ailes comme celles des *Myzorhynchus*. Ce genre est intermédiaire aux *Myzorhynchus* et aux *Cellia*.

Une seule espèce : *B. boliviensis*.

GENRE NYSSORHYNCHUS

Thorax avec des écailles étroites recourbées ou bien fusiformes. Abdomen avec des écailles ventrales, et aussi des écailles sur le segment apical, la disposition des écailles varie, il y en a aussi parfois en amas apicaux dorsaux. Les écailles des ailes sont courtes, lancéolées, parfois allongées et étroites. Les palpes ont des écailles denses. Pattes annelées et tachetées de blanc, les tarses postérieurs avec une ou plusieurs articulations d'un blanc pur.

Clef des espèces

1. Les pattes n'ont pas d'articles du tarse postérieur blancs 2
Les pattes ont des articles du tarse postérieur blancs 5
2. Les derniers articles tarsiens postérieurs bruns, mais pattes tachetées 3
Pattes uniformément brunes *brunnipes*. Theobald.
3. Anneaux pâles apicaux aux pattes 4
Anneaux pâles apicaux et basaux aux pattes *annulipes*. Walker.
4. Trompe sombre *stephensi*. Liston.
Trompe pâle sur sa moitié terminale *masteri*, Skuse.
5. Sont blancs les derniers tarsiens postérieurs 6
Les deux derniers tarsiens postérieurs ⁽¹⁾. 8
Les 2 ¹/₂ — 2 ³/₄. *tibani*. Patton.
Les trois derniers 9
6. Pattes tachetées de blanc 7
Pattes non tachetées. Quatre anneaux aux palpes *karwari* James.
7. Paipes avec 3 anneaux blancs *wilmori*. James.
Avec 4 anneaux blancs. *maculatus*. Theobald.
8. Aux palpes, 2 anneaux apicaux contigus. *theobaldi*. Giles.
2 anneaux apicaux éloignés l'un de l'autre *pretoriensis*. Theobald.
9. Palpes avec 3 anneaux blancs 10
Avec 4 anneaux blancs. *philippinensis*. Ludlow.
10. Palpes ou pattes tachetés. 11
Palpes et pattes non tachetés 13
11. Palpes tachetés, pattes tachetées 12
Palpes non tachetés, pattes tachetées *jamesi*. Theobald.

(1) Les fémurs, tibias, et métatarses sont tachetés. Les palpes ont 3 anneaux blancs.

12. Palpes et pattes tachetés . . . *maculipalpis*. Giles.
 Semblable, mais plus grand et plus
 sombre. Pattes postérieures pas aussi
 annelées *indiensis*. Theobald.
13. Ailes avec 4 taches costales blanches .
fuliginosus. Giles.
 5 taches costales blanches . . . *nivipes*. Theobald.

GENRE CELLIA

Thorax avec des écailles fusiformes plates. Abdomen plus ou moins couvert de longues écailles étroites recourbées ou fusiformes irrégulièrement disposées et avec des touffes serrées latérales. Palpes de la femelle recouverts d'écailles denses. Écailles de l'aile grandes, lancéolées, obtuses, très denses.

Clef des espèces

1. *Pattes avec les derniers tarsiens postérieurs* plus ou moins blancs 2
 noirs 7
2. Seulement le dernier tarsien postérieur
 blanc 3
 Pas seulement le dernier. 4
3. *Fémur et tibia* tachetés . . . *pharoensis*. Theobald.
 Non tachetés *bigoti*. Theobald.
4. Les trois derniers tarsiens postérieurs
 blancs. 5
 Le dernier tarsien blanc sauf à la base
 Les 2^o et 3^o blancs . . . *albimana*. Wiedemann.
5. Espèce sombre 6
 Espèce jaunâtre *pulcherrima*. Theobald.
6. Espèce sombre *argyrotarsis*. R. Desvoidy.
 Semblable, mais l'extrémité de l'abdomen
 gris-blanchâtre *braziliensis*. Chagas.
7. Espèce sombre. Trois longues lignes
 blanches sur les côtés du thorax . . .
squamosa. Theobald.
- Espèces pâles 8

8. Thorax avec 2 ocelles. Flancs pâles avec
de grandes taches noires . . . *kochi*. Dönitz.
Semblable, mais les ailes sont plus ta-
chetées. *punctulatus*. Dönitz.

GENRE NEOCELLIA

Voisin du genre *Cellia*, s'en distingue par l'absence de touffes latérales d'écaillés sur l'abdomen, les palpes moins couverts d'écaillés chez la femelle, et les écaillés de l'aile plus petites.

Clef des espèces

1. *Dernier tarsien postérieur* blanc. 2
Non blanc *intermedia*. Rothwell.
2. *Extrémité des palpes* noire. *indica*. Theobald.
Blanche. *dudgeoni*. Theobald.

GENRE CHAGASIA

Surtout caractérisé par les longues écaillés denses faisant saillie aux côtés du thorax et les verticilles d'écaillés proéminents sur les segments des antennes
Une seule espèce : *Ch. fajardoi*. Lutz in Bourroul.

GENRE CALVERTINA

Genre voisin des *Chagasia*.

Tête avec des écaillés fourchues. Antennes portant des écaillés en saillie sur la deuxième articulation, et d'autres plus appliquées sur la première. Thorax avec des écaillés recourbées et largement fusiformes, ne faisant pas saillie latéralement. Abdomen poilu portant au moins sur un segment de longues écaillés plates plus ou moins spatulées.

Une seule espèce : *C. lineata*. Ludlow.

Sous-famille « Megarhinina » (Theobald).
— Trompe fortement recourbée. Tête et scutel-

lum recouverts d'écaïlles plates denses. Les palpes de la femelle peuvent être courts ou longs. La première cellule sous-marginale est très petite.

Clef des genres

1. Palpes longs dans les deux sexes 2
 Palpes courts chez la femelle (ne mesurant pas plus du tiers de la longueur de la trompe). *Toxorhynchites* Theobald.
2. Dernier segment des palpes de la femelle rond ou obtus, comme brisé .
 Megarhinus. R. Desvoidy.
 Long et pointu *Ankylorhynchus*. Lutz.

Sous-famille « Limatina » (Theobald). — Trompe coudée. Metanotum écaïlleux. Palpes courts dans les deux sexes. Première cellule sous-marginale plus longue que la seconde postérieure.

Un seul genre : *Limatus*. Theobald.

Sous-famille « Heptaphlebomyia » (Theobald). — Trompe droite. Metanotum nu. Première cellule sous-marginale longue. Antenne poilue chez la femelle, plumeuse chez le mâle. Ailes avec sept nervures longitudinales couvertes d'écaïlles. Palpes courts chez la femelle, longs chez le mâle.

Un seul genre : *Heptaphlebomyia*. Theobald.

Sous-famille « Deinoceratina » (Mitchell). — Trompe droite. Metanotum nu. Première cel-

lule sous-marginale plus longue que la deuxième postérieure. Antennes poilues dans les deux sexes. Palpes courts dans les deux sexes. Second segment des antennes très long. Ailes avec six nervures longitudinales couvertes d'écailles.

Deux genres ont été décrits : *Deinocerites*, Theobald, et *Dinomimetes*, Knab ; ils se ressemblent beaucoup. Tous les deux vivent, à l'état larvaire, dans des trous de crabes.

Sous-famille « Uranotænina » (Mitchell).
— Première cellule sous-marginale très petite, plus petite que la seconde cellule postérieure. Trompe droite, renflée à l'extrémité. Palpes courts dans les deux sexes. Antennes plumeuses chez le mâle, poilues chez la femelle. Deuxième segment des antennes normal.

Clef des 9 genres

- | | |
|---|------------------------------------|
| 1. Première cellule fourchue très petite. | 2 |
| Non très petite | 5 |
| 2. Clypeus nu. | 3 |
| Avec de longues écailles denses | |
| | <i>Squamomyia</i> , Theobald. |
| 3. Ongles du mâle normaux | 4 |
| Larges et spatulés. | <i>Anisocheleomyia</i> , Theobald. |
| 4. Ailes avec des écailles latérales larges | |
| lancéolées, jamais renflées | |
| | <i>Uranotænia</i> , Arribalzaga. |
| Ailes avec quelques écailles renflées | |
| sur les nervures. <i>Pseudouranotænia</i> . | Theobald. |
| 5. Cellules fourchues de dimensions mo- | |
| dérées | 6 |

- Cellules fourchues courtes, la première plus longue que la seconde⁽¹⁾ . . .
Ficalbia. Theobald.
6. Trompe normale. 7
 Trompe renflée à l'extrémité, coudée, avec une disposition compliquée des poils. Clypeus allongé, couvrant presque les palpes. . . . *Harpagomyia*. Meijere.
7. Écailles latérales des nervures fourchues à l'extrémité. *Hodgesia*. Theobald.
 Écailles latérales des nervures sans ce caractère. 8
8. Première cellule fourchue normale, presque aussi grande que la seconde.
Mimomyia. Theobald.
 Première cellule fourchue évasée à la base *Pseudograbhamia*. Theobald.

Sous-famille « Aedina » (Theobald). — Trompe droite. Metanotum nu. Palpes courts dans les deux sexes. Antennes plumeuses chez le mâle, poilues chez la femelle. Ailes avec six nervures longitudinales écailleuses. Première cellule sous-marginale aussi longue ou plus longue que la deuxième cellule postérieure.

Cette sous-famille comprend 9 genres : *Aedes*, Meigen. *Micraedes*, Coquillett. *Aedeomyia*, Theobald. *Aedinus*, Lutz (in Peryassu). *Skusea*, Theobald. *Leptosomatomyia*, Theobald. *Haemagogus*, Williston. *Cacomyia*, Coquillett. *Verrallina*, Theobald.

Sous-famille « Culicina » (Theobald). — Trompe droite. Metanotum nu. Palpes longs

(1) Trompe normale comme chez *Uranotænia*. Pas d'écailles plates sur le thorax.

chez le mâle, courts chez la femelle. Antennes du mâle plumeuses, à second segment normal. Première cellule sous-marginale aussi longue ou plus longue que la deuxième cellule postérieure. Ailes avec six nervures longitudinales écaillieuses.

Clef des 83 genres

- | | |
|--|--|
| 1. Scutellum normal | 2 |
| Scutellum avec un grand prolongement
en arrière. | <i>Rachionotomyia</i> Theobald. |
| 2. Yeux normaux | 4 |
| Yeux très grands, complètement confon-
dus sur la ligne médiane | 3 |
| 3. Sur le scutellum, écailles étroites | <i>Oculeomyia</i> . Theobald. |
| Écailles plates. | <i>Molpemysia</i> . Theobald. |
| 4. Pattes ornées d'écailles denses faisant
saillie (1) | 5 |
| Pattes normales, sans écailles irréguli-
ères | 7 |
| 5. Pattes postérieures seules recouvertes
d'écailles denses. | <i>Janthinosoma</i> . Arribalzaga. |
| Toutes les pattes recouvertes d'écailles
plus ou moins denses | 6 |
| 6. Écailles de l'aile plutôt minces | <i>Psorophora</i> . Robineau-Desvoidy. |
| Écailles de l'aile grandes, renflées, co-
lorées en partie (2) | <i>Mucidus</i> . Theobald. |
| 7. Tête portant des écailles plates, plus ou
moins nombreuses | 11 |
| Ne portant pas d'écailles plates | 8 |

(1) Tête revêtue d'écailles fusiformes et d'écailles larges recourbées.

(2) Tête et corps avec de très longues écailles tor-
dues.

8. Tête portant de larges écailles *fusi-*
formes plates (1) 9
Tête avec de larges écailles étroites re-
courbées 10
9. Écailles des nervures du type *Taenio-*
rhynchus. Aux antennes pas de poils
denses. *Gilesia*. Theobald.
Écailles des nervures différentes. An-
tennes couvertes de poils denses . .
Trichorhynchus. Theobald.
10. Scutellum avec des écailles plates (2) .
Pseudotheobaldia. Theobald.
Scutellum avec de larges écailles fusi-
formes . . . *Maillotia*. Theobald et Sergent.
11. Tête ne portant pas d'écailles étroites
recourbées, mais seulement des
écailles plates et des écailles four-
chues dressées. 12
Tête portant toujours des écailles
étroites recourbées 21
12. Scutellum portant à la fois des écailles
plates et des écailles étroites recour-
bées (3) *Chaetocruomyia*. Theobald.
Scutellum ne portant pas à la fois des
écailles plates et des écailles recour-
bées 13
13. Scutellum avec des écailles étroites re-
courbées 14
Scutellum avec des écailles plates . . . 16
14. Palpes du mâle pointus. *Pseudoskusea*. Theobald.
Palpes du mâle en forme de clef . . . 15

(1) Scutellum avec de petites écailles plates.

(2) Palpes du mâle en forme de clef, ailes tachetées.

(3) Écailles plates à la base du lobe moyen du scu-
tellum, étroites recourbées sur le bord, et quelques
unes sur les lobes latéraux.

Patte très épineuse.

15. Cellule marginale présentant un étranglement un peu avant l'extrémité de l'aile. Tégument épineux. *Radioculex*. Theobald.
N'ayant pas ces deux caractères. *Ludlowia*. Theobald.
16. Écailles plates sur le mesonotum . . . 17
Pas d'écailles plates sur le mesonotum. 18
17. Sur le mesonotum petites écailles plates devant le scutellum. *Quasistegomyia*. Theobald.
En plus, écailles plates blanches latérales *Kingia*. Theobald.
18. A l'abdomen, touffes d'écailles ventrales.
Pseudocarrollia. Theobald.
Pas de touffes d'écailles ventrales . . . 19
19. Trompe de la femelle courte et épaisse, sinueuse, recourbée deux fois. Ongles de la paire médiane égaux chez le mâle (1) *Brevirhynchus*. Theobald.
N'ayant pas ces caractères 20
20. Grandes espèces. Palpes du mâle longs, minces, nus et acuminés. *Desvoidya*. Blanchard.
Petites espèces. Palpes du mâle minces, acuminés ou en forme de clef, poilus.
Stegomyia. Theobald.
21. Sur la tête, écailles plates, écailles étroites recourbées, et écailles fourchues dressées 22
Écailles plates et écailles étroites recourbées, mais pas d'écailles fourchues dressées 41
22. Les écailles plates dominant, il y a de petites taches d'écailles étroites recourbées et quelques fourchues dressées. 23
Les écailles étroites recourbées et les écailles fourchues dressées dominant. Les écailles plates seulement sur les côtés, comme chez les *Culex*. . . . 36

(1) Écailles plates sur la racine des ailes.

23. *Scutellum* ne portant que des écailles étroites recourbées 35
 Portant aussi d'autres écailles 24
24. *Scutellum* avec de grandes écailles fusiformes seules ou avec des écailles plates 25
Scutellum avec des écailles plates, seules ou avec d'autres 26
25. *Scutellum* avec de grandes écailles fusiformes *Hulecoeteomyia*. Theobald.
Scutellum avec des écailles fusiformes sur le lobe moyen, des plates sur les lobes latéraux. *Polyleptiomyia*. Theobald.
26. *Scutellum* avec seulement des écailles plates 27
Scutellum avec des écailles plates et des écailles étroites courbes 30
27. Palpes de la femelle très courts 28
 Palpes de la femelle atteignant la moitié de la longueur de la trompe 29
28. Tête avec un rang médian d'écailles étroites recourbées. *Scutomyia*. Theobald.
 Tête avec des écailles étroites recourbées en arrière *Aedimorphus*. Theobald.
 Extrémité de l'abdomen très poilue. Palpes du mâle mesurant les 2/3 de la longueur de la trompe. Pas de touffes de poils *Rachisoura*. Theobald.
 Extrémité de l'abdomen très poilue. Palpes du mâle petits. Écailles des ailes droites linéaires et étroites spatulées *Mimeteomyia*. Theobald.
29. Tête revêtue d'écailles plates seulement, à l'exception de quelques fusiformes autour des yeux. *Leicesteria*. Theobald.
 Semblable mais avec une rangée d'écailles étroites recourbées autour des yeux *Duttonia*. Newstead.

30. *Scutellum* pouvant avoir des écailles sur son bord apical 31
 Sans écailles sur son bord apical, avec des écailles plates ou étroites courbes ailleurs. *Howardina*. Theobald.
31. *Scutellum* avec des écailles plates sur le lobe moyen, et des écailles étroites courbes sur les lobes latéraux . . . 32
Scutellum avec des écailles plates sur chaque lobe, séparées par des écailles étroites courbes, et avec un bord apical d'écailles étroites courbes. *Popea*. Ludlow.
32. Les écailles du lobe moyen sont plates ordinaires 33
 Elles sont petites 34
33. Tête avec des écailles plates, et des écailles étroites courbes à la région moyenne *Macleaya*. Theobald.
 Tête avec partout des écailles plates sauf sur une région moyenne basale.
Carrollia. Lutz.
34. *Scutellum* avec, sur le lobe moyen, de petites écailles plates, sur les lobes latéraux, des écailles étroites et recourbées *Phagomyia*. Theobald.
 Sur le lobe moyen, de petites écailles plates étroites et des écailles étroites courbes sur le bord postérieur. Sur les lobes latéraux, de grandes écailles étroites recourbées. Écailles des ailes comme chez les *Taeniorhynchus* . . .
Myxosquamus. Theobald.
35. Tête avec des écailles plates, sauf une zone triangulaire médiane d'écailles étroites courbes. *Pseudohowardina*. Theobald.
 Tête avec des écailles plates répandues autour des yeux. . . *Culiciomyia*. Theobald.

- Genre voisin, différent par l'absence de touffes de poils aux palpes mâles qui sont plus courts que la trompe. . . .
Eumelanomyia. Theobald.
- Tête avec seulement une double rangée d'écaillés médianes étroites recourbées.
Neomacleaya. Theobald.
- Tête avec des écaillés plates partout sauf le long de la nuque. *Danielsia*. Theobald.
- Lobes prothoraciques couverts de poils épais. Cellules en fourche petites ⁽¹⁾.
Hispidimyia. Theobald.
- Tête avec des écaillés étroites recourbées autour des yeux. *Lepidotomyia*. Theobald.
- Partie postérieure de la tête avec des écaillés étroites recourbées
Gnophodromyia. Theobald.
36. Sur le lobe médian du scutellum, écaillés plates seules ou non. . . . 37
 Pas d'écaillés plates. 40
37. Sur le lobe médian du scutellum seulement des écaillés plates. 38
 Pas seulement des écaillés plates 39
38. Lobe moyen avec écaillés plates, mais lobes latéraux avec écaillés étroites recourbées. . . . *Protomacleaya*. Theobald.
 Tout le scutellum avec des écaillés plates. *Reedomyia*. Ludlow.
39. Lobe moyen avec écaillés plates et écaillés étroites recourbées mêlées. Lobes latéraux avec longues écaillés plates et recourbées *Pecomyia*. Theobald.
 Scutellum recouvert partout d'écaillés plates, mais avec un large bord apical au lobe moyen couvert d'écaillés

(1) Genre voisin des *Megaculex*, en diffère par l'ornementation de la tête.

- étroites recourbées, dont quelques-unes sont également disséminées sur les lobes latéraux . . . *Neopetomyia*. Theobald.
40. Lobe moyen du scutellum avec des écailles larges recourbées, les lobes latéraux avec des écailles plates et d'autres étroites recourbées
Stenoscutus. Theobald.
- Scutellum avec des écailles étroites recourbées. Première cellule postérieure d'une largeur uniforme : *Bathosomyia*. Theobald.
41. Tête avec des écailles plates placées irrégulièrement, et des étroites recourbées à la partie postérieure. Scutellum avec des écailles plates médianes et des étroites recourbées latérales
Catageiomyia. Theobald.
- Tête et scutellum avec des écailles étroites recourbées seulement, sauf sur les côtés de la tête où elles sont plates 42
42. *Abdomen* revêtu d'écailles plates seulement 43
 Non d'écailles plates seulement 46
43. Pattes uniformes, fémurs non renflés 44
 Fémurs et tibias renflés à la base et à l'extrémité 45
44. Palpes du mâle en forme de clef. Ailes avec des écailles lancéolées dont la réunion forme des taches
Theobaldia. Neveu-Lemaire.
- Écailles des ailes clairsemées. Membrane de l'aile colorée : *Pardomyia*. Theobald.
- Écailles des ailes piriformes et spatulées. Cellules en fourche courtes
Megaculex. Theobald.
- Ailes avec des écailles médianes plutôt épaisses et des latérales courtes et larges. Cellules en fourche petites.

- Écailles mouchetées. Tête avec des écailles étroites recourbées et des fourchues. Scutellum avec des écailles étroites recourbées . . . *Grabhamia*. Theobald.
- Scutellum avec de petites écailles plates, et quelques étroites recourbées sur le bord postérieur du lobe moyen. . . .
Pseudograbhamia. Theobald.
- Tête avec des écailles plates irrégulières plantées de façon à donner un aspect hérissé *Acartomyia*. Theobald.
- Nervure transversale postérieure s'incline franchement vers la base. Écailles médianes des nervures grandes et spatulées *Aporoculex*. Theobald.
- Palpes du mâle acuminés. Ailes ornementées de taches diversement colorées. Écailles ressemblant en partie à celles des *Culex*, en partie à celles des *Tæniorhynchus* *Lutzia*. Theobald.
- Ailes avec des écailles linéaires denses. Cellules en fourche courtes . . . *Culicada*. Felt.
- Ailes avec les écailles latérales des nervures larges, les médianes grandes et spatulées. Partie antérieure du thorax avec des écailles gris d'argent. . . .
Leucomyia, Theobald.
- Cellules en fourche courtes. Écailles des nervures plus larges que chez les *Culex* *Culicelsa*. Felt.
- Ailes avec des écailles étroites linéaires ou lancéolées. Cellules fourchues longues chez la femelle. Costa non épineuse. *Culex*. Linné.
- Costa épineuse. Palpes du mâle acuminés d'une façon obtuse : *Microculex*. Theobald.
- Écailles des ailes plus larges que chez les *Culex*. Palpes du mâle, plumeux.
Protoculex. Felt.

- Palpes de la femelle plus longs que chez les *Culex*. Écailles sur les deux premiers segments des antennes. Palpes du mâle à trois segments, renflés à l'extrémité avec touffes de poils . . .
Mimeteculex. Theobald.
- Palpes à deux segments. *Banksinella*. Theobald.
- Antennes du mâle avec organes spéciaux *Lophoceratomyia*. Theobald.
- Trompe poilue en son milieu
Trichopronomyia. Theobald.
- Palpes du mâle avec une ligne saillante d'écailles. *Pretinopalpus*. Theobald.
- Ailes avec larges écailles allongées. Cellules fourchues longues. Espèces brunes. Trompe annelée
Taeniorhynchus. Arribalzaga.
- Espèces dorées, jaunes et pourpres . . .
Chrysoconops. Goeldi.
- Ailes avec de grandes écailles larges et asymétriques. Écailles du scutellum, étroites recourbées. . . *Mansonia*. Blanchard.
- Écailles du scutellum plates.
Mansonioides. Theobald.
- Écailles des ailes grandes et en forme d'éventail *Lepidoplastys*. Coquillett
- Écailles des ailes en forme de cœur . . .
Etiarleptiomyia. Theobald.
45. Écailles des ailes petites, denses et larges à l'extrémité des nervures. Petits moustiques noirs. . . *Melanoconion*. Theobald.
- Écailles des ailes plus longues et semblables à celles des *Taeniorhynchus*.
Neomelanoconion. Theobald.
- Semblable, mais palpes chez le mâle plus courts que la trompe
Protomelanoconion. Theobald.
46. Abdomen avec de grandes écailles latérales plates et faisant saillie, aux ex-

- trémités profondément dentelées, en touffes plus ou moins denses. Écailles des ailes du type *Culex* : *Lasioconops*. Theobald.
- Abdomen avec des touffes d'écailles ventrales 47
47. Écailles des ailes piriformes, denses et mouchetées *Finlaya*. Theobald.
- Scutellum nu, en dehors de deux lignes d'écailles. Tête avec de petites écailles plates, et une ligne médiane d'écailles étroites recourbées. Thorax nu. Longues et minces écailles sur le scutellum *Bancroftia*. Lutz.
- Tête avec de larges écailles un peu recourbées, celles des côtés plus larges et plus plates mais non spatulées
- Écailles du scutellum larges. *Pneumaculex*. Dyar.
- Proche des *Finlaya*, mais avec des touffes d'écailles sur le milieu de la face ventrale de l'abdomen *Orthopodomyia*. Theobald.
- Proche des *Orthopodomyia* mais les palpes du mâle sont plus longs. Écailles comme celles des *Mansonia* sur les ailes. Très longues écailles sur les antennes du mâle . *Newsteadina*. Theobald.

Sous-famille « Dendromyina » (Lutz). —

Trompe droite. Metanotum avec des poils ou des écailles. Palpes courts dans les deux sexes. Première cellule sous-marginale plus longue que la deuxième cellule postérieure.

Clef des 11 genres

1. *Pattes* présentant un aspect de raquette. *Sabethes*. R. Desvoidy.
- Ne présentant pas cet aspect 2

2. *Écailles des nervures linéaires* 3
 Non linéaires 5
3. *Metanotum* avec des écailles blanches .
Menolepis, Lutz.
 Non avec des écailles blanches. 4
4. Trompe plus longue que le corps . .
Phoniomyia, Theobald.
 Trompe plus courte que le corps, ren-
 flée à l'extrémité . . . *Wyeomyia*, Theobald.
5. Longues écailles latérales denses sur la
 5^e nervure. *Bolbodeomyia*, Theobald.
 Écailles latérales des nervures ovales
 ou spatulées 6
6. Trompe de la même longueur que l'ab-
 domen. Nervures transversales posté-
 rieures et moyennes sur la même
 ligne *Sabethoides*, Theobald.
 Trompe courte, extrémité renflée. Ner-
 vure transversale postérieure légère-
 ment plus proche de la base que
 la moyenne. Écailles du mesonotum
 très brillantes. Métathorax écailleux.
 Trompe semblable dans les deux sexes.
Sabethinus, Lutz.
 Écailles du metanotum sombre et mé-
 talliques. Clypeus sans écailles. . .
Dendromyia, Theobald.
 Clypeus avec écailles . . . *Prosopolepis*, Lutz.
- Metanotum nu. Ressemble aux *Dendro-*
myia, mais la tête a des écailles
 étroites recourbées au milieu et le
 scutellum des écailles étroites recour-
 bées *Philodendromyia*, Theobald.
- Sur la tête, écailles plates, excepté une
 rangée d'écailles étroites recourbées
 à la partie postérieure. Sur le scutel-
 lum, écailles plates. Nervation et écail-
 les comme chez les *Culex*. Extrémité
 de l'abdomen poilue. *Polylepidomyia*, Theobald.

Sous-famille « Trichoprosoponina » (Theobald). — Trompe droite. Metanotum avec écailles ou poils. Palpes longs chez le mâle, aussi longs que la trompe à peu près ; courts chez la femelle ne dépassant pas le tiers de la longueur de la trompe. Première cellule sous-marginale plus longue que la seconde cellule postérieure.

Clef des 6 genres.

1. Une bosse conique obtuse faisant saillie
entre les yeux et les clypeus.
Runchomyia. Theobald.
Pas de saillie de ce genre 2
 2. Clypeus poilu. 3
Clypeus non poilu 4
 3. Trompe longue et mince. *Joblotia*. Blanchard-Lutz.
Trompe n'ayant pas ce caractère.
Trichoprosopon. Theobald.
 4. Scutellum avec toutes ces écailles plates. 5
Scutellum avec des écailles plates au
lobe moyen. Sur les lobes latéraux
écailles étroites recourbées
Eretmapodites. Theobald.
 5. Trompe ne dépassant pas la longueur de
l'abdomen, extrémité renflée. *Hyloconops*. Lutz.
Trompe courte et épaisse, pas aussi
longue que le corps, extrémité renflée.
Goeldia. Theobald.
-



DEUXIÈME PARTIE

CHAPITRE IV

TECHNIQUE DE LA CAPTURE ET DE L'ÉLEVAGE DES MOUSTIQUES

Les instruments nécessaires sont :

Pour la capture des larves :

1 filet troubleau.

1 pipette.

Pour la capture des adultes :

1 filet à papillon.

Des tubes de verre.

Des flacons à entonnoir.

Des petites cages.

Pour l'élevage :

De grandes cages.

Des bocaux de 3 litres.

Des sacs de mousseline couvrant ces bocaux.

Capture des moustiques. *Pêche des larves de moustiques.* — Instrument indispensable : fort filet-troubleau à cercle métallique très épais, très solide, le cercle peut se fixer à l'aide d'une vis sur un manche en rotin de 1^m,60 ou sur

une canne solide. Le diamètre du cercle peut avoir 30 centimètres. A ce cercle métallique, on coud un sac en étoffe perméable très solide, au fond duquel est fixé un quart de soldat. L'anse du quart est placée à droite.

Pour donner un coup de filet, il faut plonger le cercle rapidement, de biais, à moitié dans l'eau ; puis d'un mouvement allongé, écumer la surface de l'eau en cognant les tiges des plantes ou en raclant les bords de la mare, surtout là où il y a des cailloux, car les larves d'*Anopheles* se placent volontiers autour des tiges des plantes qui émergent de l'eau et sur les bords caillouteux des mares. Puis on retire brusquement le troubleau : l'eau passant à travers l'étoffe, s'écoule lentement ; les larves au bout de quelques secondes paraissent à la surface. On les recueille une à une à l'aide d'une pipette compte-goutte ordinaire dont on a sectionné la partie effilée. Pour hâter l'écoulement de l'excès de liquide, on prend de la main droite l'anse du quart, on la soulève sur le côté du cercle de façon à ce que l'eau soit étendue sur une grande surface d'étoffe (*fig. 19*). Quand il ne reste plus qu'une petite quantité d'eau, on laisse retomber le quart, qui, seul, se trouve rempli d'eau. Tout le microcosme contenu dans l'eau du filet se trouve *condensé* dans ce quart. On soulève alors le quart au-dessus du cercle en le faisant passer par le

milieu de celui-ci, et on peut voir sur le fond étamé, les larves qui sont restées au fond (*fig. 20*).

Le chercheur de larves d'*Anopheles* doit savoir

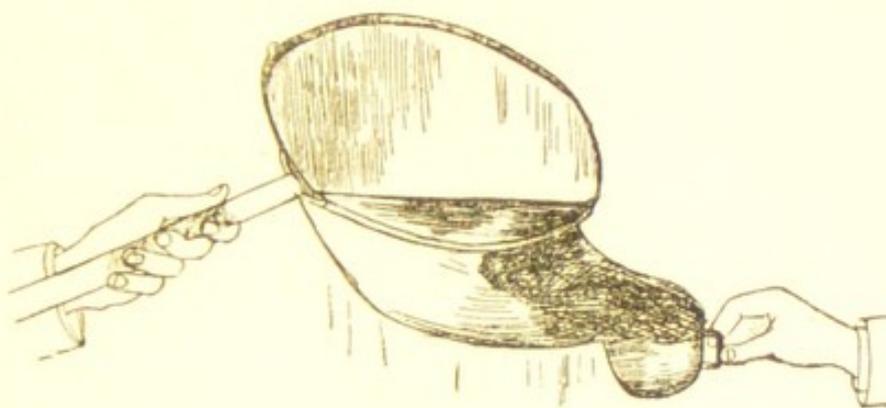


Fig. 19. — Pêche des larves, 1^{er} temps.

choisir dans une mare, un canal, l'endroit où il a le plus de chance de donner un coup de filet fructueux. Dans une collection d'eau à végétation

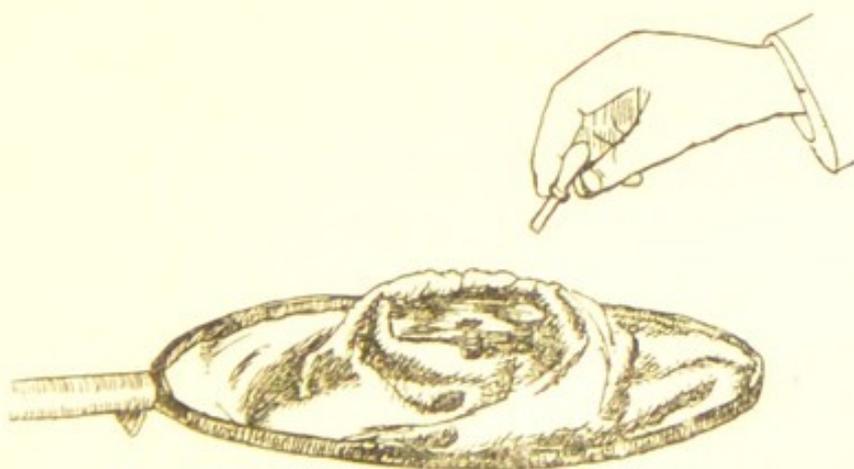


Fig. 20. — Pêche des larves, 2^e temps.

riche, il choisira les clarières et frappera avec force de son filet les tige des plantes de façon à

ce que les larves effrayées gagnent le troubleau situé au-dessous. Il sera bon de temps en temps de faire des trouées dans ces plantes entièrement aquatiques sur les feuilles et les tiges desquelles les larves se reposent. Parfois, en donnant un second coup de filet immédiatement après un premier, on a des chances de saisir des larves et surtout des nymphes qui se sont enfuies précipitamment au choc du troubleau sur l'eau et ont regagné, aussitôt après, la surface.

Parfois, dans les mares à végétation rare, on peut, en se penchant sur l'eau à contre-jour, apercevoir les larves à la surface et les saisir ainsi à coup sûr, mais, la plupart du temps, il faut plonger son troubleau au hasard.

Pour transporter vivantes les larves recueillies dans une excursion, on les place dans un flacon à large ouverture rempli d'eau aux quatre cinquièmes, de façon à ce qu'il y ait peu de ballonnement. Il faut que l'eau arrive un peu au-dessous du retrait que forme la paroi de verre près du goulot, car si l'on mettait de l'eau jusqu'à ce retrait, les larves, pour respirer, viendraient se heurter contre le verre et risqueraient de périr d'asphyxie, d'autant plus qu'elles se placent plus ordinairement sur les bords qu'au milieu de l'eau. Les grosses larves et les nymphes résistent moins bien aux ballottements que les jeunes larves. Il n'est utile d'ôter le bouchon de

temps en temps pour renouveler l'air que si le transport dans les flacons est de longue durée (1 ou 2 jours). Nous avons très bien pu laisser plus d'une journée des larves d'*Anopheles* dans un flacon bouché à l'émeri, sans inconvénient.

Il est difficile de recueillir des œufs d'*Anopheles* dans les mares, car ces œufs ne sont pas agglutinés entre eux comme ceux des *Culex* : ils sont pondus isolément, et sont difficiles à reconnaître à l'œil nu.

Chasse des moustiques adultes. — Pour s'emparer des moustiques adultes qui se trouvent dans une chambre, l'instrument le plus commode est un petit tube de verre du diamètre d'un tube à essai mais moitié moins long, plus commode à manier qu'un tube entier. On tient ce tube perpendiculairement au plan du mur sur lequel est posé le moustique et on applique son ouverture sur l'insecte. Au bout de quelques secondes, il se dirige au fond du tube. A ce moment, on écarte légèrement le tube du mur et on applique un doigt sur l'ouverture. Le moustique est ainsi captif. Mais si les moustiques (ce qui arrive le plus souvent) sont posés sur les parties du mur trop élevées pour être atteintes, ou sur le plafond (et c'est surtout là qu'ils se réfugient pendant le jour) ce procédé est inapplicable. On est obligé de se servir d'un filet dit filet à papillons. Le filet en tulle doit avoir une

longueur égale à deux fois et demie le diamètre de cercle de fil de fer, de façon à ce que le filet, étant rabattu sur le plan du cercle, pende en constituant une sorte de sac fermé. Le manche doit être très léger (en bambou).

Il faut un coup de main spécial pour s'en servir utilement. Il ne s'agit pas de placer le filet à plat sur un moustique posé. L'insecte, tendant à monter, passera toujours entre le cercle et le mur au moment où on écartera le filet pour le saisir.

Pour capturer un moustique posé sur une partie inaccessible à la main, on approche doucement de lui le bord du cercle. A un moment donné, le moustique s'envole ; d'un mouvement rapide, on le fait pénétrer dans le fond du filet et on donne immédiatement un mouvement brusque de torsion de poignet de façon que le filet se replie sur lui-même, et que son fond constitue un sac fermé (*fig. 21*). On saisit alors de la main gauche, à pleine main, le coude formé par le filet. Le moustique qui a toujours une tendance à monter, s'élève dans le fond du filet qui est alors maintenu vertical. La main droite, armée d'un tube, pénètre dans le filet et va cueillir à l'aise l'insecte.

On peut se servir, pour transporter les adultes capturés, de fioles à entonnoir (*fig. 22*). Pour saisir l'insecte, on se sert alors d'un tube ouvert

aux deux bouts et muni à une extrémité d'un grillage en tulle. L'insecte une fois introduit dans ce tube, on en place l'extrémité ouverte dans l'entonnoir du flacon; puis en pressant une poire en caoutchouc dont on applique l'orifice sur l'extrémité grillagée de ce tube, on refoule

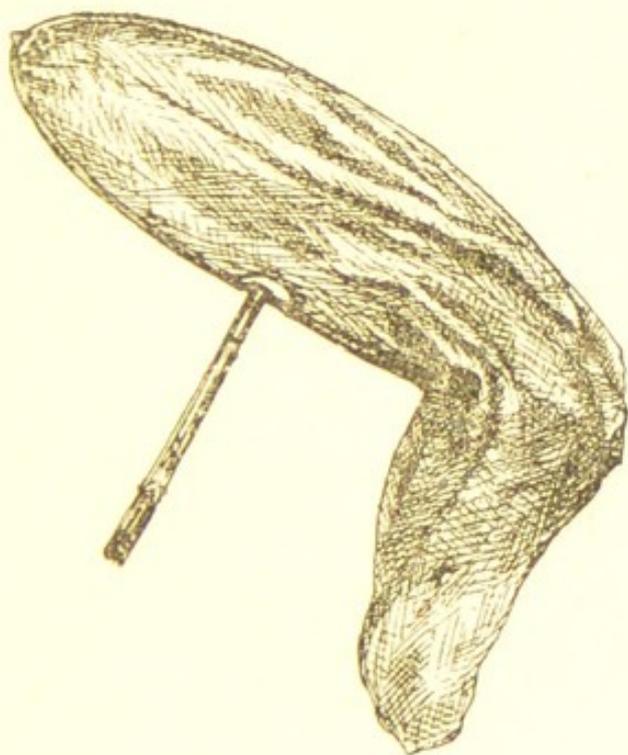


Fig. 21. — Filet de mousseline.
Manière d'emprisonner le moustique.

l'insecte dans le flacon. Il n'en sortira plus, si l'on a soin de donner à l'extrémité de l'entonnoir un diamètre de 5 à 6 millimètres. Il ne faut pas souffler avec la bouche, car l'humidité de l'haleine collerait les pattes et les ailes des moustiques contre les parois.

On peut aussi transporter les adultes capturés dans une petite cage à manchon (*fig. 23*) consti-



Fig. 22. — Flacon de chasse à entonnoir.

tuée par un squelette en fil de fer de forme rectangulaire, d'assez grande ouverture pour laisser pénétrer la main à l'intérieur. Sur ce squelette en fil de fer, on coud du tulle grec comme l'indique la figure, et on ajuste à l'ouverture une sorte de manchon, en tulle également. Ou bien ces cages peuvent avoir quatre de leurs parois (trois

côtés latéraux, et la paroi supérieure) formées par des plaques de verre de photographie

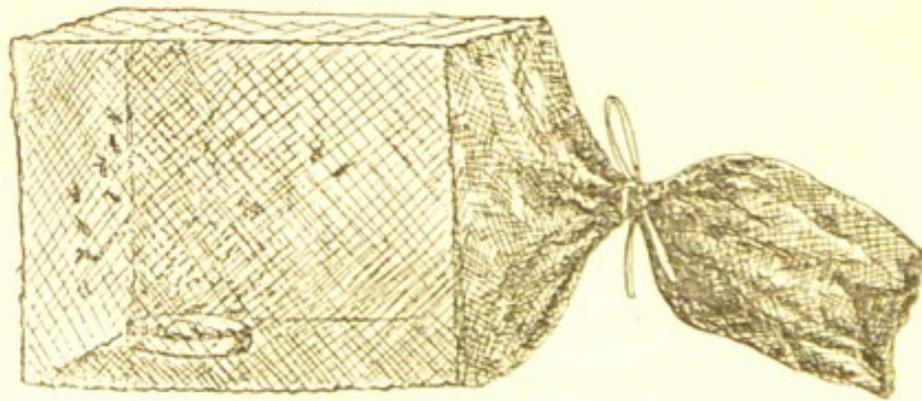


Fig. 23. — Petite cage à moustiques.

9 × 12 ou 13 × 18 débarrassées de la gélatine. Le fond de la cage étant une planchette

de bois et la 4^{me} face latérale étant garnie du manchon. On réunit les plaques de verre entre elles grâce à des bandes de zinc soudées à leurs extrémités. La main, s'engageant dans le manchon, qu'on peut serrer par un cordon autour du poignet, est libre de pénétrer dans tout l'intérieur de la cage pour cueillir un insecte; et, si l'on veut, on peut rétrécir l'ouverture de façon à ne laisser passer qu'un tube. Pour fermer cette cage, on noue le manchon avec un cordon. Quand on veut faire pénétrer à l'intérieur un moustique on doit toujours placer l'ouverture de la cage du côté opposé à la lumière. Tout moustique déjà contenu dans la cage, *Culex*, *Anopheles*, *Stegomyia*, se dirigera plus ou moins rapidement vers la paroi éclairée, de sorte que l'on peut, sans danger qu'aucun ne s'échappe, introduire ou sortir la main (fig. 38). Le tube introduit, le moustique ne tarde pas à voler sur les parois de la cage.

Si l'on veut épingler le moustique tout de suite, ou le disséquer, on commence par le tuer sans le détériorer; le meilleur moyen est d'employer un petit tube au fond duquel une petite quantité de cyanure de potassium est déposée. On fait pénétrer le moustique dans ce tube. Au bout de quelques secondes, il étend les ailes (position très favorable pour l'étude) et meurt.

Au bout de peu de temps, lorsqu'on a une vue

normale, on parvient à distinguer, à première vue, au plafond, un moustique d'un autre insecte ou d'une poussière, ce qui est plus difficile qu'on ne croit lorsque ces objets sont à une certaine distance de l'œil. Évidemment, quand les murs sont gris, les insectes se distinguent très difficilement, mais si les murs sont blancs, on juge en quelques minutes du nombre de moustiques contenus dans une chambre. Il ne faut pas oublier que ces diptères recherchent pour se poser les objets de couleur sombre (rideaux, tableaux, tentures). En effleurant légèrement avec le filet ces objets, on force les moustiques à s'envoler et on les attrape au vol.

Il ne faut pas s'attendre, dans cette recherche des adultes, à reconnaître de loin un *Anopheles* d'un *Culex*. La position du corps des *Anopheles* posés (oblique au plan du mur) est loin d'être constante et, très souvent, les *Culex* se placent ainsi obliquement.

Enfin ajoutons que cette chasse aux moustiques exige une certaine souplesse et une vue excellente. On est obligé souvent de se livrer à une véritable gymnastique.

Élevage des moustiques. *Élevage des larves.* — Les larves arrivées au laboratoire sont placées dans des bocaux d'une contenance de 3 litres environ (hauteur : 30 centimètres, diamètre : 10 centimètres) (*fig. 24*). On remplit ces

bocaux avec de l'eau même de la mare où ont été capturées des larves, eau que l'on filtre à travers la toile du troubleau, pour ne pas introduire dans les bocaux des ennemis des larves. On dispose, dans ces bocaux, des algues et des plantes d'eau provenant aussi de l'habitat naturel des larves. Celles-ci ne sont placées qu'en petit nombre dans chaque bocal. Le grand danger qui menace l'élevage des larves, surtout de celles d'*Anopheles*, c'est la pullulation dans ces eaux stagnantes des microbes en voile à la surface, ou en zoogée au sein du liquide. Nous avons remarqué que l'on évite cette pullulation en employant de ces bocaux profonds et peu larges d'ouverture. Il faut avoir soin de les placer en un lieu où ils soient frappés par les rayons du soleil au moins pendant une partie de la journée, et où, en même temps, ils suivent les fluctuations de la température extérieure (rebord d'une fenêtre). En effet, l'insolation et une température variable sont deux bactéricides. Dans ces conditions, il n'y a aucun besoin de changer l'eau de ces bocaux. Kerschbaumer conseille de mettre à macérer dans l'eau des aquariums des feuilles d'eucalyptus (*eucalyptus globulus*). Il paraît que ces feuilles ont une action antiseptique sur les bactéries de l'eau : l'eau de l'aquarium ne se trouble pas, ou, si elle était trouble, ne tarde pas à s'éclaircir ; les feuilles d'eucalyptus, d'autre

part, ne sont aucunement nuisibles aux larves, au moins à celles de *Culex*, à qui elles servent même de nourriture. Kerschbaumer a pu ainsi mener à bien l'élevage de nombre de moustiques dans de la macération de feuilles d'eucalyptus. Dans un aquarium de larves d'*Anopheles*, il est bon d'ajouter de petits crustacés, tels que daphnies, copépodes, dont elles font leur nourriture.

On peut même hâcher ces crustacés et les jeter à la surface de l'eau. Il est aussi très utile d'organiser, dans ces aquariums à *Anopheles*, le renouvellement de l'eau. L'important est d'assurer un système d'écoulement pratique de l'eau ; les siphons s'engorgent trop facilement. Le procédé le plus commode consiste à percer le fond du bocal, à adapter dans le trou ainsi produit un bouchon de caoutchouc traversé par un tube de verre montant assez haut dans le bocal. L'eau arrive d'une manière continue en coulant sur les parois ; lorsqu'elle atteindra le niveau de l'orifice du tube de verre, son trop-plein s'échappera par ce tube dont l'extrémité inférieure est reliée à un évier par un tube de caoutchouc. Il faut avoir soin de garnir l'orifice supérieur du tube d'écoulement d'une toile métallique à mailles serrées (1 millimètre à 1 millimètre $1/2$ d'ouverture de maille) pour arrêter les larves que le courant peut entraîner.

Les larves ayant évolué dans ces aquariums,

ayant passé par l'état de nymphes pour aboutir à l'éclosion des insectes parfaits, il s'agit de capturer ces insectes parfaits, soit pour l'expérimentation, soit pour la conservation. Dans ce but, nous coiffons l'ouverture du bocal d'un sac de mousseline rendu rigide par une armature en fil de fer et fixé autour du goulot du bord par

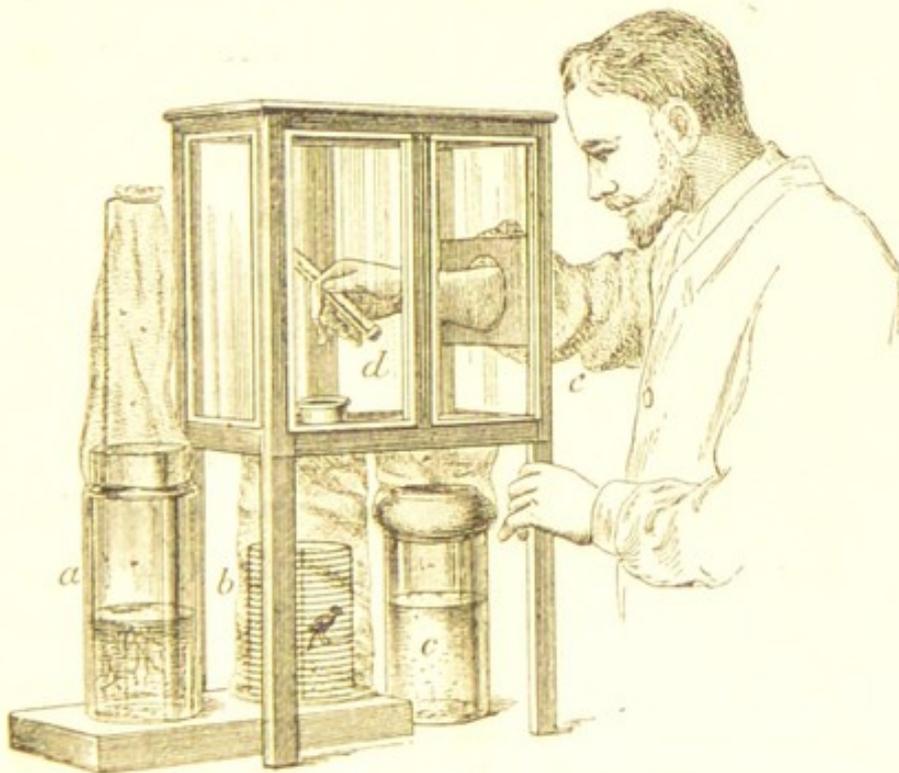


Fig. 24. — Grande cage et bocal d'élevage.

a, Bocal d'élevage des larves ; *c*, id. ; *b*, cage contenant un oiseau destiné à être piqué par les moustiques ; *d*, tube pour capturer les adultes ; *e*, manchon utilisé pour introduire le bras dans la cage.

une ligature (*fig. 24*). Les moustiques adultes montent dans ce sac et il est très facile de les y prendre à l'aide d'un tube de verre, exactement comme dans la poche d'un filet à papillons. Il

faut avoir deux sacs pour un bocal : aussitôt qu'on en enlève un pour prendre les moustiques qu'il contient, on place l'autre sur le bocal.

Pour nous emparer des moustiques qui se tiennent obstinément au fond d'un bocal, tout près de l'eau, nous avons été amenés à confec-

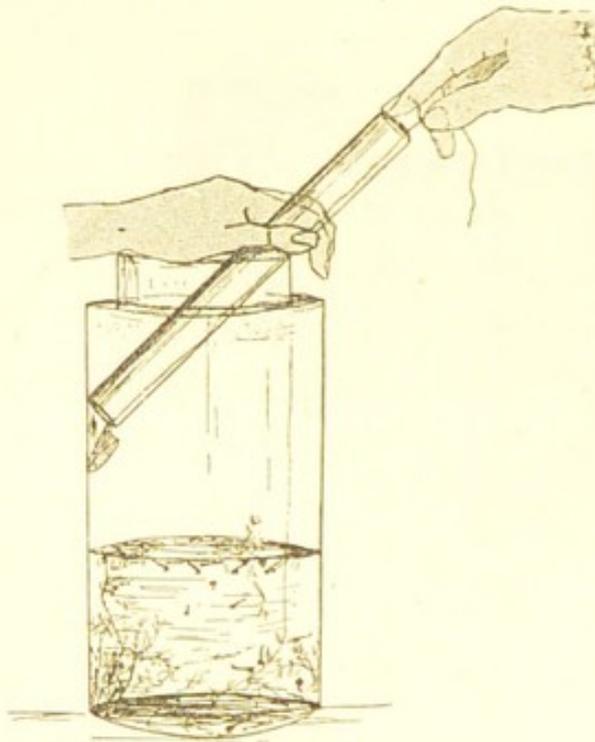


Fig. 25. — Manière de capturer un moustique adulte dans un bocal.

tionner le petit appareil représenté par la *fig. 25*. C'est un tube de verre de 18 millimètres de diamètre, de 20 centimètres de long, fermé à une extrémité par un bouchon de caoutchouc troué et à l'autre extrémité par un oper-

cule mobile constitué par un morceau de mousseline cousu sur un anneau métallique d'un diamètre un peu supérieur à celui du tube de verre. Au centre du cercle de mousseline est fixé un fil qui traverse le tube, le bouchon de caoutchouc et dont on tient l'autre extrémité de la même main que le tube de verre. On peut

ainsi fermer à volonté l'extrémité inférieure du tube en tirant sur le fil. Le tube est introduit dans le bocal, son opercule étant à distance de l'extrémité inférieure qui est posée sur le moustique. On tire alors lentement le fil et le cercle de mousseline vient s'appliquer sur l'extrémité du tube, emprisonnant le moustique.

Conservation des adultes. — Pour la conservation des moustiques adultes vivants, et pour l'expérimentation, nous nous servons soit des petites cages déjà décrites, soit de grandes cages comme celles que représente la *fig. 24*. C'est une cage de 40 centimètres de long, 35 centimètres de haut et 22 centimètres de large, constituée par des cadres de bois sur lesquels est tendue de la toile métallique de 1^{mm},5 d'ouverture de maille. Elle est montée sur des pieds de 35 centimètres de haut, de façon à ce que l'on puisse placer un des bocaux-aquariums au-dessous.

Elle porte trois ouvertures circulaires de 10 centimètres de diamètre : une sur le petit côté, les deux autres sur la face inférieure. Sur le rebord muni d'une gorge externe de ces ouvertures est liée une des ouvertures d'un manchon cylindrique, de tulle, d'un diamètre par conséquent un peu supérieur (11 à 12 centimètres) et d'une longueur de 40 centimètres. Les manchons aboutissant à la face inférieure font communiquer la

cage, soit avec un bocal-aquarium, soit avec une petite cage où l'on peut mettre un oiseau, un petit mammifère, comme le montre la *fig. 24*.

Le manchon aboutissant au petit côté sert à introduire la main de l'expérimentateur dans la cage (pour prendre un moustique, pour mettre de la nourriture, etc.) On lie l'ouverture libre de ce manchon autour du poignet, et le retournant en doigt de gant à l'intérieur de la cage, on peut faire pénétrer tout l'avant-bras dans cette cage. Des trous circulaires de 20 millimètres de diamètre sont ménagés dans un des montants en bois de la cage, et bouchés avec un bouchon de liège ordinaire. Ils servent à faire passer les tubes de verre contenant les moustiques prisonniers, de la main qui est dans la cage, dans celle qui est en dehors de la cage. Pour mettre un moustique en cage, il suffit d'approcher l'extrémité du tube d'un de ces trous rapidement débouché ; on souffle à l'autre extrémité du tube et le moustique est projeté dans la cage.

On met à la portée des moustiques un petit cristalliseur contenant de l'eau, un autre contenant un fruit : banane, raisin, pomme, cerise, fraise, ou de la confiture, ou au moins de l'eau sucrée. Pour fournir le sang à sucer aux femelles, on place un oiseau plumé sur le dos dans une petite cage, dans un des manchons, bien lié au-dessous de la cage,



CHAPITRE V

BIOLOGIE DES MOUSTIQUES

La ponte a lieu aux premières heures du matin, sur les eaux calmes (*fig. 26*). La première description de la ponte des œufs des moustiques est celle que donne Réaumur dans ses *Mémoires pour servir à l'histoire des insectes* (1738), t. IV, p. 620. Elle ne laisse rien à désirer. Réaumur observait des *Culex* : « Entre les cousins

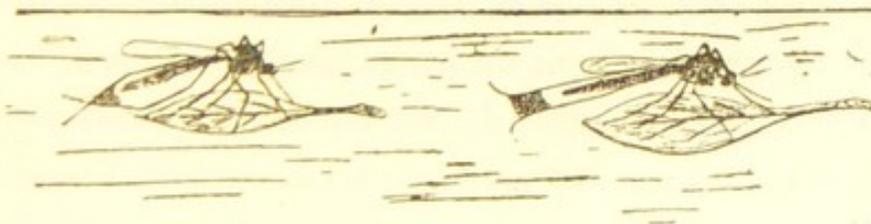


Fig. 26. — Ponte.

que j'observais dans cette opération, qui leur attirait mes regards, j'en vis plusieurs qui avaient leurs quatre premières jambes cramponnées contre les parois du baquet, et d'autres qui s'étaient posés sur un fragment de feuille flottant ; le corps des uns et des autres était étendu sur la surface de l'eau, et la touchait

seulement par une portion de son pénultième anneau.

« Les cousins dont la ponte était encore peu avancée, dont le bateau n'avait pas encore la moitié de sa longueur me firent voir... que les deux dernières jambes se croisaient l'une sur l'autre, elles formaient un X ; et l'endroit où elles se croisaient était d'autant plus près de l'anus que l'assemblage d'œufs était plus petit, ou que la portion de bateau était plus courte ; l'angle intérieur que faisaient les jambes soutenait cette petite masse d'œufs. De là, il est aisé d'imaginer que lorsque le cousin fait son premier œuf, les jambes sont croisées très près du derrière, et à portée de soutenir cet œuf ; qu'elles soutiennent de même les œufs qui sont excessivement collés contre celui-ci ; qu'à mesure que la masse d'œufs s'allonge, l'endroit où les jambes se croisent devient plus éloigné du derrière, et qu'enfin les deux jambes se posent parallèlement l'une à l'autre, quand le bateau est à moitié ou plus d'à moitié fait ; et qu'ainsi, depuis que le premier œuf est pondu, jusqu'à ce qu'ils le soient tous, ils sont toujours soutenus. Ce n'est que quand la ponte est finie, que le cousin abandonne le petit bateau, qui est en état de voguer sans risque ».

Ce sont les *Culex* qui pondent ainsi leurs œufs agminés en nacelles ou radeaux, les *Ano-*

pheles pondent leurs œufs isolés ou réunis selon des figures géométriques, par longs rubans dessinant des étoiles, des polygones. On n'a d'ailleurs pu examiner cette disposition des œufs d'*Anopheles* que lorsqu'ils étaient pondus au laboratoire ; dans la nature, les vents et l'agitation de l'eau rompent ces rubans d'œufs, et les œufs d'*Anopheles* sont extrêmement difficiles à trouver dans les eaux naturelles, tandis que les radeaux d'œufs de *Culex* sont assez facilement reconnus.

Chaque ponte comporte 250 à 400 œufs.

Ces œufs résistent très bien à la sécheresse, au froid, à la chaleur. Les moustiques pondent souvent en des endroits secs, quand ils n'ont pas d'eau à leur disposition, par exemple, s'ils sont enfermés dans un bocal sans eau. Les œufs subsistent alors très bien jusqu'au moment où ils sont mis dans l'eau, ce qui les fait éclore.

Ils éclosent en moyenne deux jours après avoir été pondus et les jeunes larves s'échappent par une extrémité (fig. 12). Les larves subissent trois mues avant de devenir des nymphes. Elles passent ainsi de 1 à 9 millimètres de longueur. Avant la première mue, chez les toutes jeunes larves, le thorax est moins volumineux que la tête ; après la première mue, et ensuite de plus en plus, il devient plus volumineux que la tête. La durée de la vie larvaire est très variable, elle dépend de la température ; plus il fait chaud, plus elle

est courte ; la plus courte durée rapportée par Howard est d'une semaine. D'autre part, un certain nombre de larves, en particulier dans les pays chauds, peuvent hiverner, rester dans un état de vie latente plusieurs mois. Dans cet état, elles ne grandissent pas, sont absolument incolores. On en trouve jusque dans des étangs recouverts d'une couche de glace. Galleri-Valerio et M^{me} Rochaz ont ainsi trouvé en plein hiver des larves d'*Anopheles bifurcatus* dans des étangs voisins de Lausanne, tandis que, par exemple, ils n'en trouvaient jamais d'*An. maculipennis* qui est l'autre espèce d'*Anopheles* existant dans le pays. En Algérie, du moins sur le littoral, toutes les espèces de moustiques peuvent hiverner à l'état larvaire.

Les larves se meuvent dans l'eau par des contorsions saccadées en coups de fouet de tout leur abdomen, ce qui leur donne une allure caractéristique. Celles de *Culex* se trouvent surtout au fond de l'eau ou au milieu des plantes d'eau, en train de pâture. Elles ne montent à la surface que pour respirer. Celles d'*Anopheles*, qui s'agitent beaucoup moins, se tiennent surtout à la surface de l'eau immobiles, ou reposent sur de larges feuilles, à peu de distance de la surface.

Nous avons dit que, chez certains moustiques comme les *Culex*, les stigmates, par où s'ouvre

à l'extérieur l'appareil respiratoire, sont situés au bout d'un tube qui se détache obliquement de l'extrémité postérieure de la larve, tandis que, chez d'autres moustiques, comme les *Anopheles*, ils s'ouvrent directement à la surface du dernier anneau abdominal. Il en résulte que, pour respirer, les *Anopheles* sont obligés de faire flotter complètement leur corps à la surface de l'eau, où il semble être un fétu de bois, tandis que les *Culex* ont leur corps complètement immergé et oblique parfois même perpendiculaire à la surface de l'eau (*fig. 27*). Cette différence d'attitude

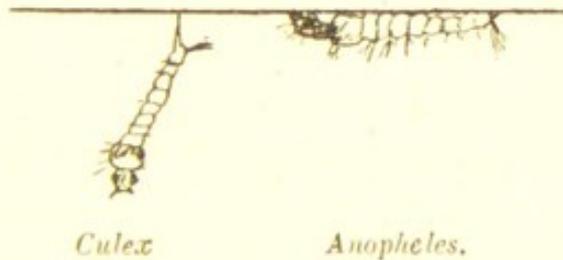


Fig. 27.

Position des larves de *Culex* et d'*Anopheles* à la surface de l'eau, explique même pourquoi les larves d'*Anopheles* échappent mieux que celles de *Culex* à leurs ennemis aquatiques.

L'habitat des larves de moustiques est, en général, différent selon le genre de ces moustiques. Les *Culex* vivent dans toutes sortes d'eaux, on en trouve dans les eaux les plus pures, mais surtout dans les eaux sales, et en particulier dans les fosses d'aisances. On en connaît un certain nombre d'espèces qui vivent dans l'eau saumâtre

ou même salée (contenant jusqu'à 54 grammes de chlorure de sodium par litre, alors que la mer en contient en moyenne 30 grammes). Les larves de *Culex* s'accommodent de la vie en commun avec les bactéries qui cultivent dans les eaux chargées de matières organiques. Les *Anopheles*, au contraire, se trouvent, dans la grande majorité des cas, dans des eaux parfaitement claires et pures, ensoleillées et pourvues d'une riche végétation de plantes à chlorophylle (*Lemna*, *Nénuphars*, *Papyrus*). Elles peuvent vivre, contrairement à ce que croyait Kerschbaumer, dans de l'eau profonde de plusieurs mètres.

Pour les larves d'*Anopheles*, il ne faut pas de l'eau stagnante à proprement parler, mais de l'eau calme et pure, c'est-à-dire faiblement courante de préférence.

Pour la curiosité du fait, on peut rappeler que les moustiques (*Anopheles* et autres genres) peuvent passer leur vie larvaire dans les réservoirs d'eau que constituent la base des grandes feuilles de certaines Broméliacées ou les urnes des *Nepenthes*.

Les larves d'*Anopheles* font preuve d'un mimétisme remarquable, elles ont des teintes variant du jaune-clair au vert et au noir suivant la couleur des fonds, il n'en est pas de même des larves de *Culex*.

Les larves de *Culex* sont herbivores, elles se

nourrissent des champignons et des algues inférieurs et aussi des plantes d'une structure plus complexe.

Au contraire, les larves d'*Anopheles* sont essentiellement carnivores, elles se nourrissent des larves aquatiques des autres insectes, des débris des insectes morts à la surface de l'eau, c'est ainsi que souvent elles mangent leur mère. Elles s'attaquent enfin parfois entre elles, ou bien attaquent un insecte adulte qui quitte sa nymphe ; comme, à ce moment, l'insecte adulte repose quelques instants sur l'eau pour sécher ses ailes à l'air, on peut voir de grosses larves saisir les derniers articles des tarse, se laisser trainer à la surface de l'eau par l'insecte qui s'envole et lui amputer l'extrémité de la patte.

Après une vie moyenne de 20 à 45 jours, les larves se transforment en nymphe, qui vivront 3 à 5 jours, sans prendre de nourriture, respirant seulement. Elles sont donc constamment à la surface de l'eau, mais plongent au moindre ébranlement des couches liquides, beaucoup plus peureuses que les larves. Leur corps, dont la forme rappelle celle d'un point d'interrogation, se détend alors brusquement et, par soubresauts brusques, la nymphe s'enfonce dans l'eau. Dès que la tranquillité lui paraît revenue, elle se laisse remonter à la surface de l'eau sans faire le moindre mouvement. On peut se rendre

compte de l'âge de la nymphe d'après la couleur de son thorax. A travers le maillot de la carapace nymphale, on voit foncer ce qui sera l'insecte adulte. La différence d'attitude signalée par Howard entre les nymphes de *Culex* et d'*Anopheles*, à savoir que celles de *Culex* tenaient leur thorax plus vertical que celles d'*Anopheles*, ne semble pas se vérifier sur les espèces du vieux continent.

Après une vie durant de 2 à 5 jours, les nymphes restent immobiles à la surface de l'eau, l'abdomen se relève en arrière comme pour flotter au lieu d'être replié sous le thorax, les téguments du dos exposés à l'air se dessèchent, et on en voit sortir la nuque de l'*imago* ou insecte ailé, dont la tête est repliée sur la poitrine, comme dans la position normale du fœtus humain (*fig. 28*). L'insecte ailé sort progressive-



Fig. 28. — Métamorphoses des moustiques.

ment sa tête, puis les appendices céphaliques couchés sur le thorax se dégagent et presque en même temps le thorax et les ailes. Le plus difficile consiste à sortir les immenses pattes. Beaucoup de moustiques meurent à ce moment,

malheur à eux s'il y a un peu de brise ou de petites vagues. Souvent ils ne peuvent pas dégager toutes leurs pattes, et on en voit qui s'amputent d'un membre.

Lorsqu'ils ont déroulé leurs pattes repliées dans la dépouille nymphale, ils reposent un moment sur l'eau grâce aux coussinets de leurs derniers articles du tarse. Leurs ailes sèchent, ils s'envolent.

Suivant leur habitat, on peut classer les moustiques en espèces domestiques, sylvestres, champêtres. C'est ainsi que le *Culex pipiens*, les *Stegomyia* sont des moustiques tout à fait domestiques, urbains, vivant au voisinage de l'homme. D'autres, comme les *Anopheles*, comme *Culex fatigans* (convoyeur de la filariose) sont sylvestres ou champêtres.

Les mâles ne piquent point l'homme ni les animaux, sauf chez certaines espèces exotiques, tandis que les femelles font leur principale nourriture du sang des vertébrés. Elles piquent surtout aux crépuscules et la nuit, mais beaucoup d'espèces de *Culex*, par exemple, piquent même en plein jour. Il est nécessaire de connaître la façon dont piquent les moustiques femelles pour comprendre le mécanisme de la transmission des filaires du moustique à l'homme. Le moustique qui s'apprête à sucer du sang a une attitude bien caractéristique. Il dresse en l'air ses deux palpes,

perpendiculairement à la trompe, il agite ces palpes d'un mouvement tremblotant ; du bout de sa trompe, il tâte la peau pour choisir l'endroit où il l'enfoncera ; toute son attitude exprime l'affairement. Comme nous l'avons déjà dit (p. 38), le labium ou gaine de la trompe ne pénètre pas dans la plaie, qui est ouverte par le faisceau des six autres stylets. La façon dont se comporte la trompe dans la piqûre est très bien décrite en 1738 par Réaumur (*Mémoires pour servir à l'Histoire des insectes*, t. IV) :

« L'étui, quoique solide, a une sorte de flexibilité ; il se courbe à mesure que l'aiguillon pénètre dans la chair, il s'éloigne de l'aiguillon, qui doit toujours rester tendu et droit ; l'étui qui s'ouvre, peut se tirer en arrière, et s'y tire sans y amener l'aiguillon. Mais celui-ci a besoin d'être soutenu immédiatement au-dessus du bord du trou, aussi l'étui ne fait-il, comme nous venons de le dire, que se courber, il devient d'abord un arc, dont l'aiguillon est la corde. Le bouton de l'étui doit toujours rester sur le bord du trou, pour aider à y maintenir et à empêcher de vaciller un instrument délicat et faible. C'est par un expédient semblable que les ouvriers qui ont à percer de très petits trous dans des corps durs, savent maintenir la pointe déliée du foret. Enfin, à mesure que l'aiguillon pénètre, l'étui se courbe de plus en plus, il s'y fait même quelque part un

angle dont le sommet est variable, au moins ne m'a-t-il pas toujours paru placé dans le même endroit. Cet angle d'abord obtus, le devient de moins en moins, il passe à être aigu, et c'est à un tel point, quand l'aiguillon a pénétré aussi avant qu'il lui est possible, c'est-à-dire quand la tête du cousin est prête à toucher la peau, qu'alors l'étui est plié en deux : sa moitié inférieure est alors appliquée contre sa moitié supérieure. Pour considérer plus à mon aise l'étui ainsi plié en deux, j'ai quelquefois tué le cousin sur la blessure, rendue aussi profonde qu'elle le pouvait être ; quelquefois l'étui a conservé pendant un temps assez long, le pli qu'il avait pris, mais le ressort de ses fibres, qui tend à l'allonger, l'a ensuite déplié, et l'a redressé » (*fig.* 36 et 37).

Même lorsqu'elles ont sucé du sang, les femelles ont besoin d'absorber le suc aqueux et sucré des fleurs et des fruits, comme les mâles. Les moustiques sont guidés vers leur proie, animale ou végétale, par l'odorat, qui paraît très développé chez eux et siéger dans les antennes. Les antennes servent aussi comme organes de tact. L'autre organe des sens qui paraît rendre de grands services au moustique est l'œil : les moustiques distinguent parfaitement les couleurs foncées des couleurs claires, et ils se posent de préférence sur les couleurs sombres.

Les femelles d'*Anopheles* semblent avoir be-

soin de sucer du sang beaucoup plus souvent que celles de *Culex*. Il semble qu'il est nécessaire qu'une femelle ait sucé du sang pour pondre. La fécondation est difficile à observer en captivité, on ne l'a jamais vu s'opérer chez les *Anopheles* captifs. Elle se fait aux heures crépusculaires, et pendant le vol, comme chez les mouches. Les mâles qui ont fécondé des femelles meurent rapidement : les femelles meurent le plus souvent après avoir pondu, mais quelques-unes de celles qui sont fécondées en automne ne pondent pas tout de suite, elles hivernent, cachées dans des recoins sombres et chauds, dans les caves, dans les arbres creux. La position de ces femelles hivernantes est caractéristique. Au lieu d'être posées sur leurs 6 pattes, ou au moins sur leurs 4 pattes de devant, elles sont littéralement aplaties sur le mur, leurs pattes en éventail, comme les spécimens de collection. Si on les touche du doigt, on les fait tomber sans les réveiller. Ces femelles, qui passent ainsi l'hiver et vont pondre aux premiers beaux jours, assurent la perpétuité de l'espèce, rôle que jouent déjà en certains pays les larves, comme nous l'avons vu.

La durée de la vie des moustiques adultes est donc bien variable. Il est certain que les mâles meurent tous dans l'année qui les a vu naître, les femelles nées et fécondées en automne vivent

jusqu'au printemps suivant, mais meurent toutes après leur première ponte. Les femelles nées au printemps peuvent parfois être gardées en captivité plusieurs mois, du moins les femelles de *Culex* ; on n'a jamais pu garder plus de deux mois des femelles d'*Anopheles* (en dehors de l'état d'hibernation). Et encore il faut remarquer que, en captivité, les moustiques vivent peut-être plus longtemps qu'en liberté, car ils paraissent destinés à disparaître dès que l'acte sexuel a été accompli et a porté ses fruits, or en captivité l'acte sexuel est accompli avec beaucoup de difficultés et certainement plus rarement qu'à l'état de liberté.

Cinq ou six générations se succèdent dans une saison ; en admettant qu'une femelle hivernante pond au printemps 200 œufs, et que la moitié de ces œufs donnent des femelles, on peut calculer qu'à la fin de la saison, cette femelle aura donné naissance à 20 milliards de moustiques. C'est ce qui explique que les moustiques n'ont pas encore disparu de la face de la terre malgré le grand nombre de leurs ennemis naturels.

Les ennemis naturels des larves de moustiques sont d'abord les microbes : les bactéries vulgaires de l'eau, lorsqu'elles pullulent, font succomber les larves d'*Anopheles*. Certains champignons inférieurs en particulier envahissent

parfois tout un élevage de larves. On a trouvé des grégarines dans l'estomac des larves d'*Anopheles* et de *Culex*. Des insectes microscopiques sont aussi signalés comme ectoparasites des larves. D'autres ennemis sont les larves aquatiques carnassières comme celles des libellules et encore les Dytisques, les Notonectes, les Punaises d'eau, enfin certaines espèces de poissons comme les Cyprins. A ce genre d'ennemis, les larves d'*Anopheles*, qui flottent presque constamment à la surface, échappent plus aisément que celles de *Culex* qui s'agitent en tout sens, et même à la surface de l'eau offrent une prise facile par leur corps enfoncé obliquement.

La plupart des poissons, quoi qu'on en ait dit, ne sont pas redoutables aux larves de moustiques.

Les ennemis des moustiques ailés sont les libellules (appelées les vautours des moustiques en Amérique), les chauve-souris, les araignées, les oiseaux.



TROISIÈME PARTIE

CHAPITRE VI

STRUCTURE INTERNE DES MOUSTIQUES ADULTES

Pour pouvoir suivre, à travers le corps des moustiques, l'évolution des Hémamibes ou des Filaires, il est nécessaire d'avoir une idée sommaire de la structure interne de ces moustiques, surtout de leur tube digestif dans lequel cette évolution a lieu presque entière.

Nous donnerons ici un aperçu de l'anatomie du tube digestif et de ses annexes, rappelant seulement en quelques mots les notions générales sur les appareils de la circulation, de la respiration, les systèmes musculaire et nerveux, les organes des sens, les organes génitaux.

L'appareil circulatoire se réduit à un vaisseau dorsal comprenant un cœur animé de battements, et communiquant avec la cavité générale. Le sang est un plasma incolore, avec des éléments figurés.

L'appareil respiratoire est formé par des trachées qui se ramifient dans le corps entier de l'insecte, et s'ouvrent à l'extérieur par les stigmates (*fig. 29*). L'acte de la respiration est effectué à l'aide de puissants muscles dorso-ventraux.

Le système musculaire des moustiques est très développé. Les muscles les plus importants sont logés dans le thorax et servent à mouvoir les

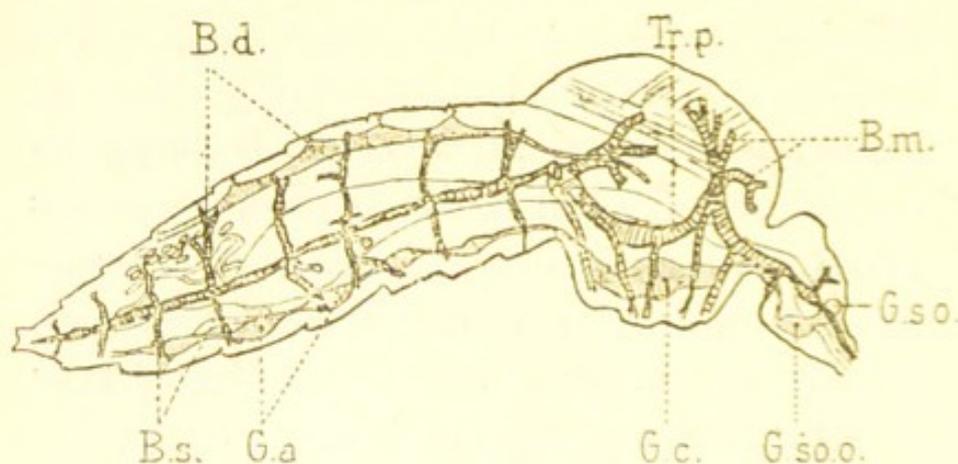


Fig. 29.— Système trachéal et système nerveux, d'après Christophers.

Bd, branches dorsales des trachées ; Bs, branches sternales ; Bm, branches musculaires ; Trp, tronc trachéen principal ; Ga, ganglions abdominaux ; Gc, ganglions cervicaux ; Gsoo et Gso, ganglions sous et sus-oesophagiens.

ailes et les pattes. A noter aussi les muscles splanchniques.

Le système nerveux se compose d'une seule chaîne ventrale, et de onze ganglions (*fig. 29*).

Les organes des sens sont les yeux, peu compliqués, et probablement les antennes, dont le rôle est assez obscur.

Les organes génitaux internes sont pairs chez le mâle et chez la femelle. A noter, chez la femelle, les deux sacs ovigènes oblongs, situés de part et d'autre de l'intestin postérieur, et dont il faut connaître la position pour la dissection de l'estomac.

Tube digestif (fig. 30). — On divise le tube digestif des moustiques en trois parties, peu fa-

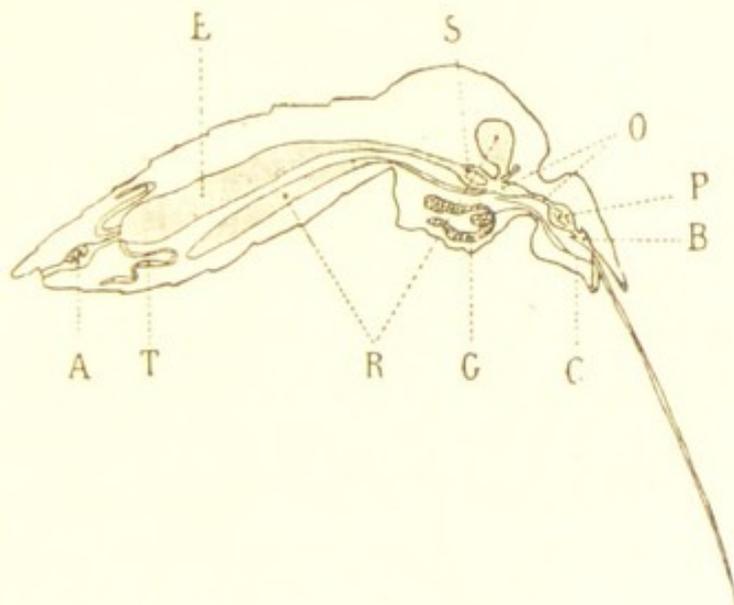


Fig. 30. — Tube digestif.

B, bulbe pharyngien ; P, pharynx ; O, œsophage ; S, sphincter œsophagien ; E, estomac ; A, ampoule rectale ; T, tubes de Malpighi ; R, réservoirs de nourriture ; G, glande salivaire ; C, canal des glandes salivaires.

ciles à délimiter : l'intestin antérieur, l'intestin moyen, l'intestin postérieur.

L'intestin antérieur comprend l'hypopharynx se terminant par le bulbe buccal, le pharynx ou organe aspirateur, et l'œsophage.

L'intestin moyen est l'estomac.

L'intestin terminal est l'intestin proprement dit avec l'ampoule rectale et le rectum.

L'intestin antérieur commence, à vrai dire, à l'extrémité de la trompe; les deux mandibules, les deux maxilles et le labrum faisant office de forets pour percer la peau, le labium ou gaine ne sert qu'à les guider et à soutenir l'hypopharynx, sorte de gouttière de tissu mince et délicat qui forme, en s'appuyant sur le labrum ou lèvre supérieure, un tube complet par où est aspiré le sang qui s'écoule des vaisseaux transpercés. Le labium comprend une couche assez épaisse de tissu cellulaire, entourant les trachées, les muscles, les nerfs. Nous verrons l'intérêt de ce détail à propos de l'histoire des filaires. L'hypopharynx se termine par un renflement ou bulbe buccal qui communique avec le pharynx par un tube mince et délicat. Le pharynx constitue la portion intracéphalique de l'intestin antérieur, il est entièrement chitineux et a une forme bulbeuse. Il agit comme une véritable pompe pour aspirer le sang. Des muscles puissants insérés sur lui et disposés en rayon le font se dilater au moment où les stylets ont coupé un capillaire. Ils font ainsi le vide, et le sang est aspiré.

Au pharynx fait suite l'œsophage, ou véritable intestin antérieur. Autour de son extrémité antérieure, il y a un anneau musculaire épais qui

agit sans doute à la façon d'un sphincter pour empêcher le reflux des aliments dans le pharynx au moment où celui-ci se dilate. A l'œsophage sont annexés trois sacs (deux dorsaux et un ventral) qui sont probablement trois « réservoirs à nourriture » ou peut-être des « réservoirs à air ».

Sous l'œsophage sont logées les glandes salivaires dont le conduit excréteur, se dirigeant en avant, va s'ouvrir à la face inférieure du bulbe

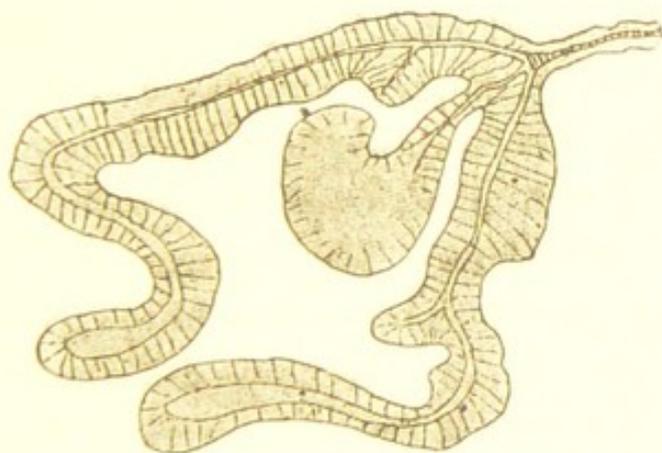


Fig. 31. — Glandes salivaires (D'après Grassi).

buccal (*fig. 30*). Les glandes salivaires sont exactement situées dans le cou étroit qui unit la tête au thorax. Giles a pu déterminer, par des dissections opérées sur des insectes frais, que telle était leur position véritable, tandis que sur des coupes en série, où les tissus sont tirillés, les glandes salivaires paraissent être logées dans la cage thoracique. Ces glandes sont au nombre de deux et comprennent chacune trois lobes. Les

trois lobes d'une glande salivaire ne sont pas identiques, il y en a deux longs et minces, tandis que celui du milieu est renflé et moins long. Au premier aspect, au microscope, ce que l'on distingue le mieux, c'est la lumière centrale du lobe glandulaire, qui n'est pas virtuelle comme dans les glandes des vertébrés, mais forme un dessin très net. Les conduits salivaires des trois lobes d'une glande se réunissent en un seul, qui se joint à celui qui vient de l'autre glande pour former le canal excréteur principal dont la lumière mesure, d'après Giles, 3 ou 4 μ , tandis que la lumière des branches intraglandulaires mesure déjà 0^μ,5. Dans sa partie extraglandulaire, le canal excréteur a sa paroi épaissie par des anneaux ou des spirales de chitine qui le font ressembler à une trachée; il se différencie d'une trachée en ce que cet épaississement est nettement extérieur, tandis que, dans une trachée, il est à l'intérieur du tube. Le canal excréteur principal aboutit à un renflement entouré de pièces chitineuses servant de point d'appui à des muscles qui peuvent le dilater et en font une véritable pompe salivaire. Les lobes glandulaires sont enveloppés dans une membrane hyaline; les cellules glandulaires sont insérées sur le conduit glandulaire comme les grains sur un épi, par leur base effilée. D'après Grassi, elles seraient formées de deux portions: une

distale dont le protoplasma est dense et contient le noyau, et une portion basique s'ouvrant dans le canal excréteur, composée de substance sécrétée. On a expliqué la différence d'aspect entre les lobes en disant que celui du milieu sécrétait le venin du moustique, et les deux autres, les sucs nécessaires à la digestion. Il est difficile de vérifier cette hypothèse.

Après l'anneau musculaire dont nous avons parlé, l'œsophage ne forme qu'un mince tube qui traverse le thorax pour déboucher à la hauteur des premiers segments abdominaux dans l'estomac (intestin moyen), qui constitue la partie la plus considérable du tube digestif.

L'estomac est un sac allongé, plus large à sa partie postérieure ; il forme des replis faisant penser à ceux de l'estomac des vertébrés, et dans lesquels on retrouve des débris de la nourriture végétale de l'insecte. L'épithélium de l'estomac présente des caractères glandulaires et est revêtu d'une couche musculaire et élastique.

A l'estomac succède l'intestin postérieur ; au niveau de leur union s'ouvrent cinq longs tubes glandulaires, recourbés, d'une teinte sombre : ce sont les tubes de Malpighi dans lesquels on a trouvé de l'acide urique et d'autres produits qui leur font attribuer une fonction rénale. Les tubes de Malpighi sont formés par une seule rangée, autour du canal central, de grosses cellules uni-

nucléées présentant des grains de pigment et des granulations ; elles sont de forme conique, le sommet de l'une s'intercalant entre les bases de ses voisines.

L'intestin postérieur est beaucoup plus étroit que l'estomac, son épithélium n'a pas le caractère glandulaire. Il présente une partie dilatée, l'ampoule rectale, peu avant l'anüs. Dans cette ampoule rectale font saillie six grandes papilles ovoïdes, couvertes par un épithélium aplati et parcourues par un riche réseau de trachées. Le rôle des papilles doit être, d'après Nuttall, fort important, mais n'est pas encore bien déterminé (organe de la respiration ?). L'anüs s'ouvre, comme chez tous les insectes, à la partie ventrale du dernier segment abdominal.

La bouche, le pharynx, l'œsophage et, d'autre part, l'intestin postérieur, sont d'origine ectodermique. Toutefois, seuls, la bouche et le pharynx sont chitineux. L'estomac constitue la seule véritable partie digestive du tube.



CHAPITRE VII

ÉVOLUTION DES HÉMAMIBES DANS LE CORPS DES MOUSTIQUES (*fig. 32*)

Évolution d' « *Hæmamœba relictæ* » dans le corps de « *Culex pipiens* ». — C'est avec l'*Hæmamœba relictæ* (*Proteosoma*), parasite des oiseaux, que Ross réussit ses premières expériences ; nous allons retracer l'histoire de ce parasite dans le corps des moustiques, car il constitue un matériel d'expériences fort commode.

On sait que, dans le sang des vertébrés, les *Hémamibes* présentent un cycle schizogonique : le parasite qui infecte un globule rouge se développe aux dépens de celui-ci jusqu'à ce qu'il n'en reste plus rien chez les mammifères, plus que le noyau chez les oiseaux. Le parasite se trouve libre dans le plasma. Alors, ou bien il constitue un schizonte, c'est-à-dire que son noyau se segmente, le protoplasma se divise en masses égales autour des nouveaux noyaux qui se portent à la périphérie, le pigment étant accumulé au centre. Chacune des cellules-filles

ainsi formées va s'isoler et constituer une nouvelle hémamibe d'origine parthénogénétique, qui ira infecter un nouveau globule rouge. Ou bien le parasite grossi dans un globule rouge devient un élément sexué appelé microgaméto-cyte quand il est mâle et macrogamète quand il est femelle. Le microgaméto-cyte se différencie du macrogamète en ce que son noyau est diffus, filamenteux, les grains de pigment sont plus gros et accumulés à la périphérie, tandis que le macrogamète a un noyau condensé, plus petit, les grains de pigment sont de taille moindre et répandus partout, de plus, le protoplasma du macrogamète est plus basophile. Le microgaméto-cyte émet des germes : flagelles ou microgamètes qui ne peuvent féconder les macrogamètes qu'en dehors du corps des vertébrés ; le produit de la fécondation n'évolue, déroulant le cycle sporogonique de l'hémamibe, que dans le corps des moustiques.

En ce qui regarde l'*Hæmamæba relictæ*, ce sont les *Culex pipiens* qui peuvent être infectés par ces formes sexuées.

La description suivante n'est exacte, pour ce qui concerne les dates, que si les moustiques ont été gardés à 24-30° C.

Si l'on tue un *Culex pipiens* immédiatement après qu'il a sucé le sang d'un oiseau infecté par le *Proteosoma*, on s'aperçoit que tous les élé-

ments sexués (ou gamètes) sont sortis des glo-

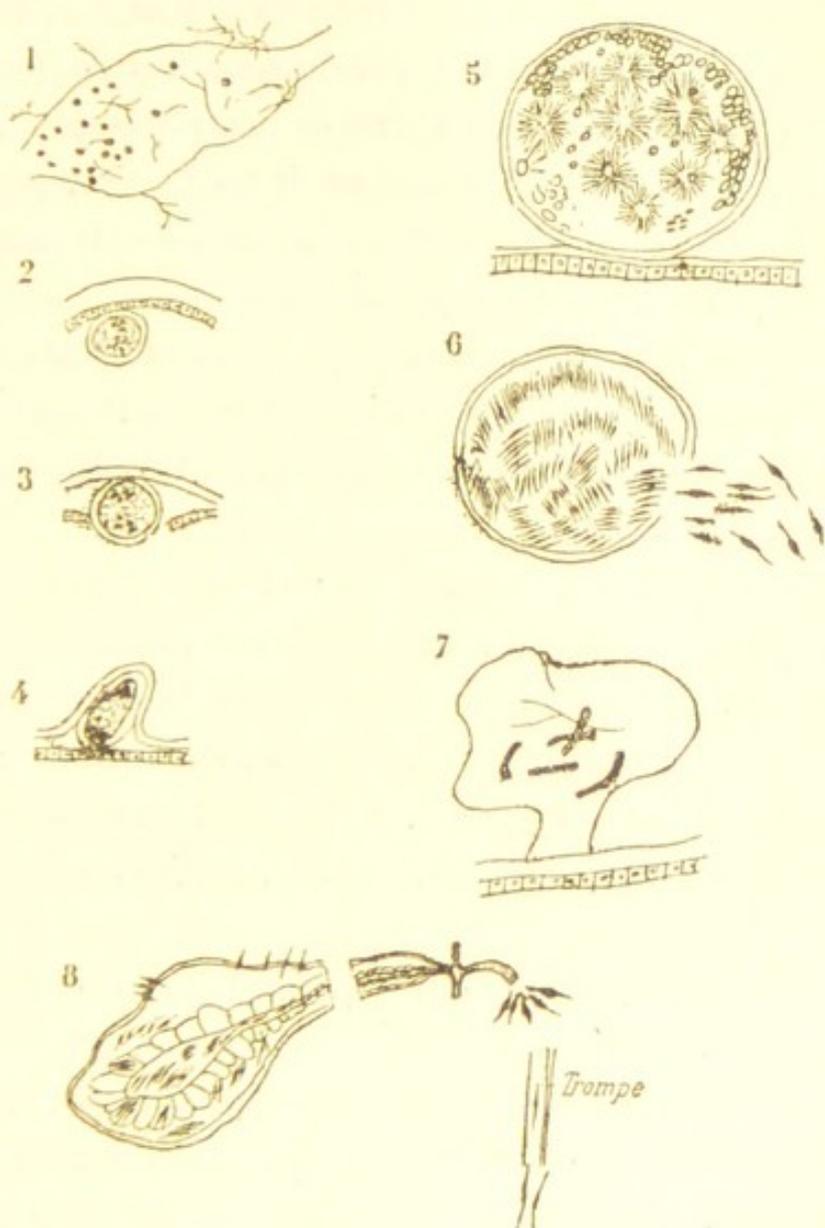


Fig. 32. — Évolution d'une hémamibe dans le corps d'un moustique (D'après Ross).

- 1, Estomac de moustique avec des zygotes ; 2, 3, 4, ookinet s'enfonçant dans les parois de l'estomac ; 5, zygote bien développé avec sporozoïtes ; 6, zygote éclatant et sporozoïtes mis en liberté ; 7, black spores ; 8, sporozoïtes dans la glande salivaire et dans la trompe.

bules rouges et ont pris une forme arrondie. Les

microgamétocytes émettent des flagelles (microgamètes) qui se dirigent vers les macrogamètes. La fécondation s'opère par la pénétration d'un seul microgamète dans chaque macrogamète. Le macrogamète devient mobile, il est appelé, pour cette raison, ookinète (il a aussi reçu le nom d'amphiont, Ross l'appelait zygote).

Douze heures après la piqure, on constate la présence des ookinètes dans l'estomac. Ils ont la forme de croissants et sont pigmentés. Ils mesurent de 6 à 8 μ .

Après 36 ou 48 heures, on ne trouve plus d'ookinètes à l'intérieur de l'estomac des moustiques, mais on voit sur sa surface extérieure des petites boules transparentes qui mesurent de 10 à 20 μ (kystes, zygotes). Elles contiennent des grains de pigment animés de mouvements rapides.

Ces boules grossissent rapidement, elles mesurent 60 μ au bout de cinq à six jours.

A leur intérieur, se dessinent des sphères-filles (sporoblastes, blastophores) qui commencent à se strier. Cette striation devient plus manifeste les jours qui suivent. Elle révèle la formation des sporozoïtes (zygotoblastes, germinal rods, blastes, germes en faucille).

On ne distingue bientôt plus les sphères-filles, et le kyste entier, qui mesure plus de 60 μ , ne présente plus que des striations très fines distri-

buées irrégulièrement. Le kyste éclate en dehors de l'estomac, dans le cœlome, et les sporozoïtes sont répandus dans la cavité générale du corps du moustique, isolés ou encore agminés par groupes. Ils arrivent par le cœlome dans les glandes salivaires, où ils envahissent surtout le lobe moyen. Il y a dix jours à ce moment que le moustique a sucé du sang infecté.

Les sporozoïtes sont très difficiles à reconnaître dans les glandes salivaires. On les confond

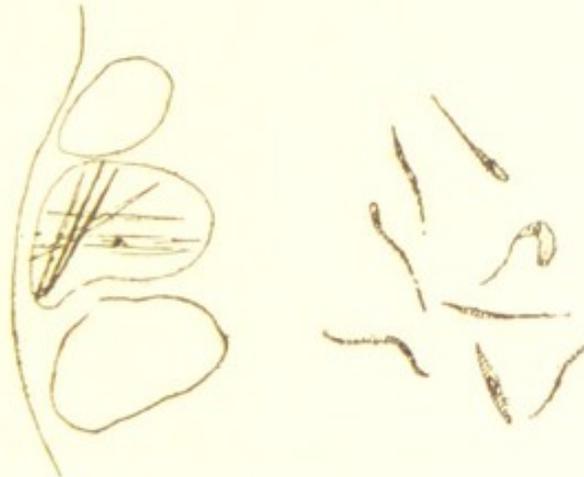


Fig. 33. — Sporozoïtes et pseudo-navicelles (D'après Grassi).

A gauche, pseudo-sporozoïtes (pseudo-navicelles)

A droite, sporozoïtes.

facilement avec des corps provenant sans doute de cristallisations et appelés par Grassi pseudo-navicelles (*fig. 33*). D'après Ruge, les pseudo-navicelles se reconnaissent à leur rigidité, à leur forme de pierre à aiguiser, à leur immobilité; tandis que les sporozoïtes sont en forme de lancettes et exécutent, quand ils sont encore dans

les cellules des glandes salivaires, de lents mouvements d'étirement et de flexion. Un sporozoïte mesure $10\ \mu$ de longueur sur $1\ \mu$ à $1\ \mu,5$ de largeur ; il est hyalin avec une tache au centre, qui est le noyau, facilement colorable par la méthode de Laveran.

A côté des kystes renfermant des sporozoïtes normaux, Ross a trouvé des corps bruns noirs, en forme d'S, de faucille, de bâtonnet, qu'il a appelés black-spores, et qui sont peut-être des formes d'involution des sporozoïtes.

Évolution d' « *Hæmamoeba malarix* » dans le corps des « Anopheles ». — L'hémamibe du paludisme, comme le *Proteosoma* chez l'oiseau et le *Culex pipiens*, déroule son cycle schizogonique dans le sang de l'homme et son cycle sporogonique dans le corps des *Anopheles*. Les éléments sexués de l'hémamibe du paludisme, qui se reconnaissent aux mêmes caractères que ceux de l'*Hæmamoeba relicta* (mâle noyau diffus, femelle noyau condensé), ont, soit la forme de croissants, soit une forme sphérique.

Bignami et Bastianelli ont donné, les premiers, une excellente description, que nous suivrons, du cycle complet de l'hémamibe de l'homme dans le corps des *Anopheles*. Il faut, pour que le parasite évolue, que la température extérieure (qui est celle du corps du moustique) mesure au moins 16°C .

Si nous observons au microscope l'estomac d'un *Anopheles* qui a sucé du sang paludique, contenant de ces formes sexuées, depuis plusieurs heures, nous pouvons assister d'abord à la fécondation des macrogamètes par les microgamètes, puis à la transformation des macrogamètes en ookinètes, qui, par des mouvements de contorsion, atteignent la paroi stomacale dans laquelle ils s'enfoncent, reprennent une forme sphérique et s'entourent d'une cuticule.

Au bout de 24 heures, très peu de parasites ont pénétré dans les parois de l'estomac. Ils y ont tous pénétré après 40-42 heures. Dans les préparations non colorées, les parasites apparaissent comme des corps tout à fait transparents de 5 à 7 μ de diamètre. Les contours sont de plus en plus nets à mesure que les kystes grossissent. Leur protoplasma jaunâtre est homogène ou bien présente quelques vacuoles. Ils renferment des grains de pigments animés de mouvements. Dans les préparations colorées, le protoplasma apparaît condensé à la périphérie et envoyant vers le centre des filaments bien colorés entre lesquels il y a naturellement des espaces plus clairs. Le pigment est plus souvent situé dans les filaments protoplasmiques que dans les espaces clairs. Le noyau se colore uniformément et fortement. Il est composé de masses chromatiques qui deviennent de plus en plus considé-

rables, à mesure que les kystes sont plus vieux, et qui se multiplient par division simple.

Au troisième jour, les parasites non colorés mesurent de 8 à 11 μ . Ils sont très transparents et paraissent encore plus vacuolisés. Dans les préparations colorées, on voit de 8 à 15 noyaux homogènes ronds ou ovales. Le pigment est rangé à la périphérie, en plus grande quantité maintenant que les filaments protoplasmiques sont moins considérables, par suite de l'agrandissement des vacuoles.

Au quatrième jour, les parasites mesurent de 12 à 15 μ . Les noyaux sont au nombre de 25 à 30, situés le long ou au croisement des filaments protoplasmiques.

Au cinquième jour, les parasites mesurent de 16 à 18 μ et commencent à faire saillie dans la cavité générale.

Au sixième jour, ils mesurent de 36 à 40 μ . On commence à voir des striations à leur intérieur disposées en rayons comme dans des sphères-filles. On voit aussi comme des gouttelettes graisseuses. On voit mal les grains de pigment. Sur les préparations colorées, on se rend compte que les multiples noyaux se sont transformés en ces striations qui sont les sporozoïtes.

Au septième ou au huitième jour, les kystes éclatent dans la cavité générale, les sporozoïtes gagnent les glandes salivaires à travers le cœlome.

Ces sporozoïtes ressemblent absolument à ceux du *Proteosoma*, en forme de lancette, souvent un peu recourbés, animés de mouvements lents, et ayant un noyau bien colorable par la méthode de Laveran. Les sporozoïtes infectent les glandes salivaires environ 10 jours après que le moustique a sucé le sang palustre. Inoculés avec la salive du moustique dans un capillaire sanguin de l'homme, ils pénètrent bientôt dans les globules rouges comme l'ont montré les belles recherches de Schaudinn, et après le cycle sporogonique va recommencer le cycle schizogonique.

Pour que l'évolution des parasites puisse s'accomplir dans le corps des *Anopheles*, il faut que la température extérieure, qui mesure exactement celles des insectes, ne descende pas au-dessous d'un certain point, variable suivant la race des parasites. D'après Grassi, le parasite de la quotidienne ne se développe pas entre $15^{\circ},5$ et $17^{\circ},5$. D'après Grassi et Van der Scheers, le parasite de la tierce peut encore se développer à 12° , même à 9° , s'il a été exposé d'abord à de plus hautes températures, qui ont mis son évolution en train. Mais il n'est pas certain que des sporozoïtes qui se forment dans ces mauvaises conditions soient capables d'infecter. Grassi donne comme limite inférieure de la température permettant le développement du parasite de la

tierce 20 ou 22° C., pour celui de la quarte 16°,5 C.

Nous donnons, à la page suivante, un tableau des synonymes usités pour désigner les mêmes formes de l'évolution des hémamibes (d'après Grassi, Lühe, etc.).

Parasite	Schaudinn et Löbe	Ross	Ray Lankester	Koch	Haeckel-Grassi
Libre dans le sang humain.	Sporozoït	Blast	Exotospore	Sichelkeim	Sporozoïte (amphigonique).
Dans les corpuscules rouges (corps en rosace).	Schizont	Sporulating-form	Amebula	Erwachsener Parasit	Monont, forme amiboïde.
De même, et dans le sang.	Merozoït	Spore	Enhaemospore	Eben entstandener junger Parasit.	Sporozoïte (monogonique).
Dans le sang et dans l'estomac du moustique (croissants, corps flagellés, etc.).	Mikrogametocyt	Male gametocyst	Sperm-mothercell	Männlicher Parasit	Antheridium-microgamétogène.
Dans le sang et dans l'estomac du moustique (flagelle).	Mikrogamet	Microgamet	Spermatozoon	Spermatozoë	Microspore Spermatoïde
Dans le sang et dans l'estomac du moustique (croissant).	Makrogamet	Female gametocyst	Egg-cell	Weiblicher Parasit	Macrospore-Ooïde
Dans l'estomac du moustique.	Ookinete { Copula, Oocyste { Sporont	Zygote	Zygote. Embryocell. Vermicule. Spore-cyst	Wärmehenkyste Coccidienartige Kugel	Amphionte (quand il est mobile : vermécule).
Dans la cavité générale.	Sporoblast	Zygotomere	Spore-mothercell	Sekundäre Kugel (Tochter-Kugel)	Sporozoïte (amphigonique).
Dans la cavité générale et les glandes salivaires.	Sporozoït	Germinal rod Zygotoblast	Exotospore	Sichelkeim	Monogonie
Schizogonie	—	—	—	Endogene Entwicklung	Amphigonie
Sporogonie	—	—	—	Exogene Entwicklung	



CHAPITRE VIII

ÉVOLUTION DE « *FILARIA NOCTURNA* » DANS LE CORPS DES MOUSTIQUES

Les moustiques qui peuvent être infectés par *Filaria nocturna* sont nombreux et appartiennent à des genres différents. On connaît parmi eux : *Culex fatigans*, Wiedemann ; *Anopheles Rossii*, Giles ; *Stegomyia fasciata*, Fabricius ; certains *Panoplites* ; *Anopheles funestus*, Giles ; *Anopheles costalis*, Læw ; *Anopheles nigerrimus*, Giles.

Pour bien comprendre et retenir le cycle évolutif de la filaire de Bancroft, dont les embryons se développent dans le corps du moustique, et les formes sexuées se conjuguent dans le corps de l'homme, il faut se rappeler que la filaire, à chacun de ses états, a une prédilection marquée pour le tissu interstitiel ou lymphatique, et qu'elle n'habite le sang que transitoirement.

Si l'on examine l'estomac d'un moustique qui vient de piquer un malade atteint de filariose, au moment où le sang périphérique de

ce malade contient des embryons de filaire (c'est-à-dire la nuit, en règle générale), on voit les embryons bien vivants s'agiter au milieu des globules rouges. Ils ont encore les mêmes caractères que dans le sang de l'homme : longueur de 300 μ sur largeur de 8 μ , présence d'une gaine striée transversalement et de deux taches claires, une antérieure en V, et une postérieure peu marquée.

Au bout de quelques heures, le sang est hémolysé dans l'estomac du moustique, il prend un aspect poisseux. Cet état nouveau du sang semble exciter l'embryon qui s'agite plus vivement et, à l'aide d'un stylet placé à son extrémité antérieure, perce sa gaine. On voit donc à ce moment dans l'estomac du moustique des embryons nus, dépouillés de leurs gaines, animés de mouvements rapides, au milieu des globules sanguins, de quelques embryons morts qui commencent à être digérés, et de gaines vides. Les embryons nus sont naturellement beaucoup plus mobiles ; quand ils sont encore dans leur gaine, leurs violentes contorsions ne les font pas changer de place, tandis qu'une fois nus, ils présentent des mouvements de translation, traversant rapidement le champ du microscope.

Si l'on examine l'estomac d'un moustique encore un peu plus tard après la piqûre, on n'y voit plus d'embryons, malgré la présence d'un

grand nombre de gaines vides. Mais si l'on examine le tissu musculaire thoracique, qui entoure l'estomac, on voit qu'il a été envahi par ces embryons, qui ont grandi et se sont modifiés (*fig. 34*). La filaire a regagné le tissu inter-



Fig. 34. -- Différents stades de l'évolution de l'embryon de filaire (D'après Manson).

stitiel, son habitat de choix. Elle s'y meut languissamment. Alors commence une métamorphose qui dure de 16 à 20 jours, suivant la température (Manson). La taille de la filaire augmente jusqu'à atteindre 1 millimètre à 1 mil-

limètre et demi de longueur sur 30 μ de largeur; la filaire possède à présent un tube digestif, sa queue a pris une forme trilobée particulière.

A ce moment, les filaires émigrent à travers la cavité générale du moustique : on en voit qui vont se loger au milieu des œufs, dans la partie postérieure de l'abdomen. Mais le plus grand nombre, parcourant le tissu connectif du pro-



Fig. 35 — Filaire dans la trompe d'un moustique
(D'après une préparation de Low).

thorax, du cou, de la tête, s'engage dans celui du labium, qui est assez considérable. On peut voir ces jeunes filaires dans le labium des moustiques très longtemps après le moment où ils se sont infectés; elles sont parfois au nombre de cinq ou six dans le même labium, allongées ou légèrement recourbées, les tissus autour d'elles sont boursoufflés, et il est évident qu'ils peuvent être transpercés facilement par les filaires (*fig. 35*). Cependant Manson a re-

marqué que, chez des moustiques ayant sucé plusieurs fois des fruits, elles n'avaient pas quitté le labium. Elles paraissent donc distinguer entre une proie végétale ou animale.

Comment les filaires quittent-elles le moustique pour infecter l'homme ? On n'a pas encore la preuve absolue de cette transmission, et les expériences de Grassi et Noé, faites avec une filaire voisine de celle de l'homme : *Filaria immitis*, parasite du chien, ne sont pas exemptes de critique. Toutefois, quand on considère la façon dont pique un moustique, et que l'on observe la façon dont sont logées les filaires dans le labium, il paraît évident que les choses se passent comme il suit : Lorsqu'un moustique pique, il n'enfonce pas sa trompe entière dans la peau ; ce sont les deux maxilles et les deux mandibules qui plongent leurs extrémités acérées comme de petits couteaux à travers l'épiderme, ils entourent le tube fragile formé par le labium et l'hypopharynx, par où le moustique inocule immédiatement son venin salivaire d'abord anesthésiant, puis irritant. Le labium durant la piqure ne sert qu'à diriger l'appareil piquant et aspirateur, à peu près comme l'index d'un chirurgien ponctionnant une ascite guide le trocart (*fig.* 36 et 37). Naturellement, le labium étant aussi long que les autres stylets de la trompe et étant le seul à ne pas pénétrer dans la peau, il se re-

courbe, sa pointe seule appuyant sur la peau fortement. Il est très facile à ce moment aux filaires de percer le tégument distendu du la-

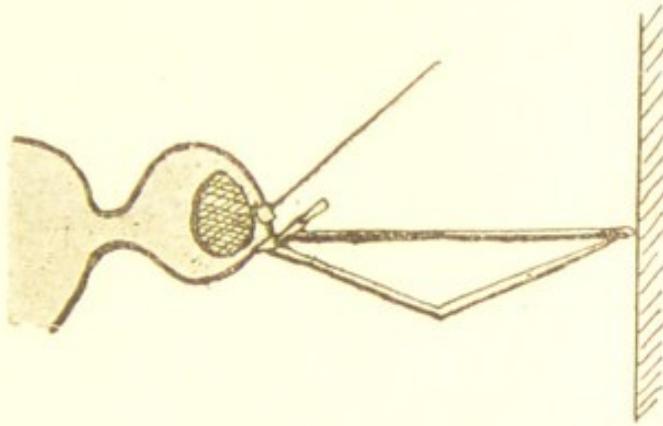


Fig. 36. — Schéma montrant le moustique piquant.

bium, elles se trouveront immédiatement dans la plaie, c'est-à-dire dans le tissu cellulaire, où

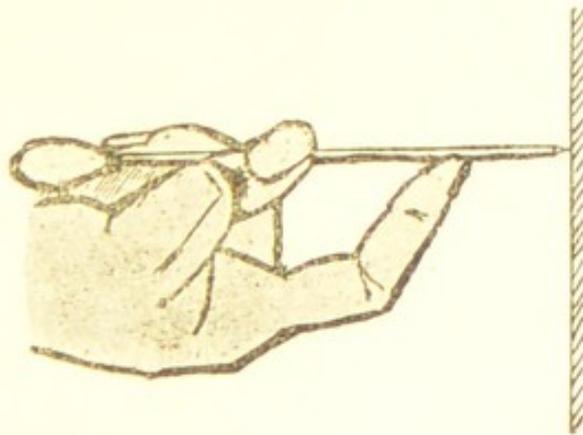


Fig. 37. — Par comparaison, schéma montrant la main du chirurgien ponctionnant.

elles chemineront aussitôt, gagnant les vaisseaux lymphatiques.

A partir de ce moment, on peut suivre les étapes des filaires. Dans les vaisseaux lymph-

tiques, elles deviennent adultes (on les appelle *Filaria bancrofti* à l'état adulte, tandis que le nom de *Filaria nocturna* est employé pour désigner les embryons), elles s'y conjuguent, les femelles y pondent, et les embryons éclos des œufs finissent par tomber dans le courant sanguin, restant le jour dans les gros troncs internes et circulant la nuit dans le sang périphérique.



CHAPITRE IX

TECHNIQUE DE LA PRÉPARATION DES MOUSTIQUES POUR SUIVRE L'ÉVOLUTION DES PARASITES : HÉMAMIBES ET FILAIRES

Les moustiques femelles étant les seuls qui piquent, il n'est question que d'eux dans le chapitre qui suit.

La première partie du problème consiste à conserver longtemps les moustiques vivants, la deuxième à leur faire piquer les malades, ce qui n'est pas toujours aussi facile que l'on peut croire. Il s'agit ensuite de faire les dissections et les coupes qui permettent d'étudier l'évolution des parasites.

A) 1. **Conservation des moustiques vivants.** — Il faut pouvoir conserver, durant plusieurs mois, les moustiques infectés par les filaires et même ceux qui sont infectés par des hémamibes, par exemple, lorsqu'on veut savoir à quel moment les sporozoïtes disparaissent des

glandes salivaires. On les garde dans des cages comme celles que nous avons décrites. On a soin de munir la cage d'eau propre, car les moustiques ont besoin de boire, et d'aliments sucrés. Parmi ceux-ci, ce sont les fruits qui conviennent le mieux : bananes, raisins.

Éviter les fruits acides, il paraîtrait que les moustiques qui s'en nourrissent échappent à l'infection hémamibienne. Il faut nettoyer avec soin les fruits que l'on met à leur disposition, car on trouve souvent sur eux de petites araignées qui font de grands ravages dans un élevage de moustiques. Si l'on met des feuillages dans les cages, nous conseillons de les stériliser à l'eau bouillante auparavant, toujours à cause de la présence fréquente de ces petites araignées.

A défaut de fruits, on peut mettre du miel, des confitures ou de l'eau sucrée dans une petite soucoupe. On peut conserver ainsi des *Culex* durant des mois. Les *Anopheles* ont besoin de sucer du sang de temps à autre. On place, à cet effet, un oiseau plumé sur le dos ou un petit mammifère épilé (lapin, cobaye), dans une petite cage, comme nous l'avons indiqué à la p. 104. Les souris, qui sont éveillées la nuit, se défendent trop bien des moustiques, et réussissent toujours à en tuer quelques-uns ; il ne faut pas les employer.

2. Pour faire piquer les moustiques. — Lorsque l'on veut faire piquer des moustiques, il faut les soumettre pendant quelque temps à une température assez élevée. On les habitue graduellement à des températures croissantes, et finalement on les laisse quelques jours à 24-30°. Ils piquent alors très volontiers. Il ne faut pas les porter trop brusquement à une forte chaleur, il en mourrait un certain nombre.

Pour faire piquer un malade par des moustiques, on applique une petite cage, comme celles que nous avons dé-

crites, contre la peau de son avant-bras, ou mieux encore, on fait introduire au malade la main entière dans la cage et on pose une

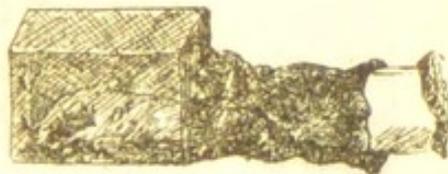


Fig. 38.

Manière de faire piquer un malade par les moustiques.

ligature sur le manchon, au niveau du poignet, au moment d'un accès quand il s'agit d'un paludéen, la nuit, quand il s'agit d'un malade à filaires (fig. 38).

Il faut éviter que la peau ait la moindre odeur, les moustiques sont très sensibles aux odeurs, comme le remarquait déjà Réaumur.

Il arrive souvent que les moustiques refusent de piquer aux moments propices, on emploie alors différents artifices pour les y forcer. On se sert parfois, à l'étranger, d'une petite pince qui

saisit les ailes des moustiques et avec laquelle on les maintient sur la peau jusqu'à ce qu'ils piquent. Mais nous craignons que la pince ne froisse les ailes d'un insecte aussi délicat, et pour faire piquer les moustiques sans les molester, nous nous servons d'un autre dispositif que l'on peut préparer soi-même. C'est un tube

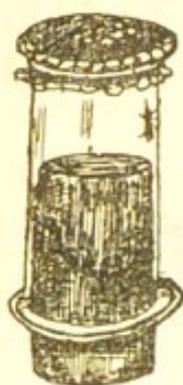


Fig. 39.

Appareil pour faire piquer les moustiques récalcitrants.

est recouverte par un morceau de mousseline et qui porte à son autre extrémité un long bouchon que l'on peut enfoncer à frottement dur dans le tube. Le moustique une fois introduit dans ce tube, on pousse avec précaution le bouchon, comme le piston d'une seringue, de façon à réduire de plus en plus l'espace où peut se mouvoir le moustique (fig. 39).

On arrive ainsi à immobiliser celui-ci contre la mousseline. On applique alors l'extrémité du tube coiffée de cette mousseline contre la peau du malade, la trompe qui passe à travers les mailles est maintenue appuyée sur la peau, le moustique se décide le plus souvent à piquer.

Naturellement, il faut s'assurer, avant de faire piquer un malade, qu'il a des parasites dans le sang.

D'après R. Ruge, on ne doit pas faire sucer à des *Culex* du sang très riche en *Proteosoma*, l'infection est trop violente, et les moustiques meurent avant que les parasites aient eu le temps d'évoluer. Il faut avoir soin de ne pas administrer de quinine au paludique qui doit être piqué. Pour avoir des chances de voir se développer des zygotes chez les *Anopheles* qui ont piqué un paludique, il faut avoir vu des flagelles dans le sang de celui-ci au moment des piqûres. Enfin, pour infecter les moustiques avec des filaires, il faut naturellement les faire piquer la nuit.

Les moustiques qui ont piqué un malade sont replacés dans une cage spéciale, une des grandes cages que nous avons décrites, quand ils sont nombreux, ou qu'on veut les garder longtemps en vie, ou bien dans de simples flacons coiffés de mousseline, dont le fond est plein d'eau, avec un bout de liège pour servir de flotteur, et quelques fruits pendus le long des parois. On a soin de coller sur le flacon une étiquette portant les indications utiles ; date et heure de la piqûre, nom du malade ou numéro de l'animal en expérience, état du malade (stade de l'accès : frisson, chaleur, ou sueur) quantité de parasites dans le sang. Pour avoir ce dernier renseignement, nous avons adopté le procédé suivant : Une goutte de sang est placée entre lame et lamelle, et exami-

née avec l'objectif à immersion ; nous comptons le nombre des parasites vu en deux minutes, montre en main. Nous estimons cette méthode préférable à celle qui consiste à compter les parasites par champ de microscope, car ainsi le terme de comparaison est très variable, suivant le degré d'étalement du sang, tandis qu'en deux minutes, on examine à peu près toujours la même quantité de sang, quel que soit son étalement.

On peut encore employer un autre procédé pour connaître approximativement la quantité de parasites inoculés ; ce procédé indiqué autrefois par Laveran et recommandé dans ces derniers temps par R. Ross, est aussi utile pour le diagnostic rapide du paludisme chez l'homme. Il consiste à colorer, avec une couleur basique, du sang dont l'hémoglobine a été dissoute ; dans du sang de mammifères, il n'y a alors de coloré que les parasites et les noyaux de leucocytes. Par conséquent, il n'y a pas lieu d'étaler le sang, on peut examiner sans inconvénient une épaisse couche de sang, puisque les globules rouges seront incolores. Tandis que la quantité de sang que l'on peut étaler sur une lame, de la manière ordinaire, ne dépasse jamais 1 millimètre cube, on peut mettre sur une seule lame vingt millimètres cubes de sang non étalé. On a donc la possibilité d'examiner sur une lame une goutte

entière de sang, sans grande fatigue. On peut ainsi facilement compter les parasites du sang contenus dans une goutte de sang sensiblement de même volume que celle que le moustique a ingurgitée. Voici comment on procède : on laisse tomber une goutte de sang sur une lame, on ne l'étale pas, et on laisse sécher *sans la fixer*. On traite ensuite par une solution aqueuse d'éosine qui dissout et enlève l'hémoglobine, puisque celle-ci n'est pas fixée⁽¹⁾. On lave à l'eau et on colore par une solution faible de bleu de méthylène. On lave à l'eau, pour enlever l'excès de bleu, on laisse sécher et on monte au baume.

Il est évident que ce procédé ne peut pas être employé pour le sang d'oiseau, dont les globules rouges ont des noyaux qui possèdent les mêmes réactions colorantes que les noyaux des leucocytes.

Nous jugeons utile de rappeler ici les méthodes de coloration par le mélange bleu de méthylène-

(1) Rugé emploie, pour dissoudre l'hémoglobine, le mélange suivant :

Formol.	2 cc.
Acide acétique	0,5
Eau distillée.	100

qui a l'avantage de fixer les éléments cellulaires par le formol alors que l'acide acétique enlève l'hémoglobine. Colorer ensuite par la méthode de Laveran ou par la solution de Giemsa.

éosine, qui sont les méthodes de choix pour la coloration du sang en général, des hémamibes, et des sporozoïtes. Par ces procédés, les filaments chromatiques sont teints en violet rouge, les karyosomes des parasites en rouge vif, le protoplasma des parasites en bleu pâle, le protoplasma des cellules des vertébrés en teintes variées douces, celui des globules rouges en orange clair. Le principe de ces colorations est dû à Romanowsky. On emploie les modifications suivantes :

Méthode de Laveran :

A) Nitrate d'argent	1 gramme
Eau distillée	100

Dissoudre. Précipiter de l'hydrate d'argent par de la soude. Laisser déposer le précipité brun, le laver à plusieurs eaux. Finalement décanter l'eau surnageante pour n'avoir que le précipité lavé de la soude.

B) Bleu de méthylène médicinal de Höchst	1 gramme
Eau distillée.	100

Ajouter B à A. Laisser mûrir au moins 15 jours (c'est le bleu à l'argent, d'après Borrel). D'autre part, on a une solution d'éosine à l'eau de Höchst au 1/1000 (camphre) et une solution de tanin à l'éther à 5 % (camphre) ou bien de l'orange-tanin de Grüber.

Les lames fixées à l'alcool absolu (10 minutes

à 1 heure suivant la vieillesse de l'étalement) sont placées dans des boîtes de Pétri, face en dessous (en glissant sous elle une mince baguette de verre). On prépare, *au moment de s'en servir*, le mélange suivant qui est jeté sur les lames :

Éosine au 1/1000	4 cc.
Eau distillée	6
Bleu à l'argent de Borrel	1

Au bout de 5 à 20 minutes, la coloration est faite, ce que l'on constate d'abord par l'apparition d'un voile irisé à la surface du mélange colorant.

On lave les lames à grande eau, on les traite par la solution de tanin (quelques secondes à quelques minutes suivant les cas). On relave à l'eau. On laisse sécher et on monte au baume.

On peut aussi se servir, au lieu de bleu de méthylène, du bleu azur qui en est tiré. Voici la formule de Nocht (résultats inférieurs à ceux de la méthode de Laveran, pour la coloration des hémamibes des oiseaux : mais résultats très bons pour l'hémamibe du paludisme, les piroplasmas).

1° Fixer dans l'alcool absolu (1/2 heure à 1 heure).

Préparer les deux solutions suivantes :

A	{	Azur de méthyle	0gr,80
		Eau distillée	1000 ^{cc}
B	{	Éosine WG	0gr,05
		Eau distillée	1000 ^{cc}

Mélanger, *au moment de s'en servir*, 20 centimètres cubes de B et 2 centimètres cubes de A.

Laisser agir une demi-heure.

Laver à grande eau. Traiter par la solution de tanin à 5 0/0 ou l'orange-tanin (quelques secondes à quelques minutes). Laisser sécher. Monter au baume.

On se sert couramment dans les laboratoires de la solution de Giemsa, dont l'emploi est très commode. Fixer dans l'alcool absolu. Puis préparer :

Solution de Giemsa	1 goutte
Eau distillée	20 gouttes

Colorer pendant 20 minutes. Laver à l'eau. Sécher.

Cette solution contient les principes actifs colorants de la méthode de Romanowsky.

B) Technique de la préparation des moustiques pour suivre l'évolution des Hémamibes⁽¹⁾. 1° *Dissection de l'estomac* (*fig. 40*). — On peut faire cette préparation à

(1) Pour observer la fécondation des gamètes femelles par les microgamètes, il n'est pas besoin d'examiner des estomacs de moustiques ayant sucé du sang parasite. Il suffit d'observer entre lame et lamelle une goutte de sang à laquelle on a ajouté soit un peu d'eau physiologique ou même d'eau ordinaire, soit du sérum d'un animal quelconque. La dilution du liquide sanguin, et le refroidissement subi par le sang provoquent la formation rapide (quelques minutes) des microga-

l'œil nu. Il faut avoir : une paire de petits ciseaux fins, deux aiguilles fines montées ou deux porte-épingles fines dans lesquels on fixe une de ces épingles fines qui servent à piquer les moustiques, de l'eau salée à $7 \frac{1}{2} \text{‰}$, une plaque de verre noir (on manipule sur un fond noir à cause de la coloration blanche de l'estomac et de l'intestin).

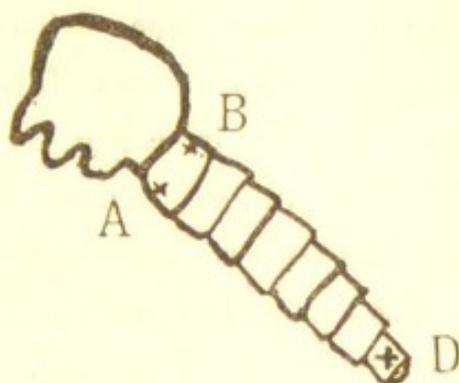


Fig. 40. — Dissection de l'estomac du moustique.

On tue l'insecte en lui faisant respirer du chloroforme, ou du cyanure de potassium et aussitôt on le place de côté sur une lame porte-objet posée sur la plaque de verre noir. On l'immerge

mètres dont on peut suivre la course entre les globules rouges, l'entrée dans un macrogamète. La manipulation est facile avec du sang d'oiseau infecté par *Hæmamoeba Danilewskyi* (*Halteridium*). On assiste même aux phénomènes présentés par le macrogamète et aboutissant à sa transformation en ookinète. Si l'on désire faire des préparations persistantes colorées montrant l'issue des microgamètes ou leur fusion avec les macrogamètes, il suffit de faire deux préparations simultanées de sang allongé d'eau sous lamelle. L'une est placée en chambre humide, pendant qu'on examine l'autre. Aussitôt que l'on voit se produire le phénomène attendu, on fixe la préparation gardée en chambre humide, on la colore ensuite par la méthode de Laveran.

dans une grosse goutte d'eau salée, on lui coupe les pattes et les ailes qui gêneraient et dont les écailles pourraient se disperser sur la préparation avec les ciseaux fins, on ampute la partie antérieure du thorax (lobes prothoraciques). On applique de la main gauche la pointe d'une aiguille sur un des points A et B du premier anneau de l'abdomen, et on appuie, de la main droite, la pointe de l'autre aiguille au point D, sur le dernier anneau de l'abdomen. Cette deuxième aiguille doit être émoussée, pour ne pas causer de dégâts. Puis on écarte ces deux aiguilles l'une de l'autre en tirant doucement suivant l'axe de l'abdomen. En un endroit quelconque de l'abdomen les anneaux cèdent, tantôt près de l'extrémité apicale, tantôt près de l'extrémité basale. On voit alors se dégager un petit tube blanc, l'intestin, et avec lui deux petites boules blanches qui sont les deux sacs ovigères. Quand le moustique vient d'être sacrifié, l'intestin présente encore des mouvements péristaltiques. Si l'on continue à tirer les aiguilles en sens inverse, on voit les petits tubes blancs de Malpighi sortir brusquement de la cavité abdominale, et en même temps apparaît le renflement stomacal. Deux obstacles peuvent s'opposer au bon résultat de cette préparation :

a) L'estomac est encore plein de sang. C'est le cas lorsque l'on veut voir les ookinètes et les jeunes

zygotes, spécialement chez les *Culex* qui digèrent très lentement le sang. On ne voit, en effet, leur ventre distendu et noirâtre reprendre ses dimensions normales que vers le 6^e ou 7^e jour, tandis que les *Anopheles* digèrent le sang en 48 h. On a pourtant besoin de faire ces dissections quelques heures après que l'insecte a piqué. Il faut donc chasser le sang de l'estomac, sous peine de ne rien voir. Voici la technique très bonne indiquée par R. Ruge : une fois l'estomac extrait de l'abdomen par le procédé indiqué, on immerge la préparation avec le porte-objet dans un récipient contenant de l'eau salée (boîte de Pétri, par exemple). On place une lamelle sur l'estomac, et on presse légèrement avec l'ongle sur cette lamelle. Le sang aussitôt est expulsé de l'estomac par l'œsophage sectionné et l'intestin, et la préparation se lave dans l'eau salée. On recommence autant de fois qu'il le faut cette petite opération et l'on a finalement une préparation dépourvue de globules rouges où l'on peut voir à merveille les petits kystes hyalins sur les parois de l'estomac. Il faut avoir soin de baigner l'estomac dans une goutte assez grosse d'eau salée normale ; s'il se dessèche, il s'enroule et on ne peut plus arriver à l'étaler. Il faut avoir soin aussi de ne pas trop l'écraser dans la manipulation, car alors les kystes se détachent.

b) Le deuxième inconvénient possible résulte

de la présence d'œufs mûrs dans l'abdomen du moustique. Les œufs murs forment deux masses jaune clair assez grosses qui entravent la sortie du tube digestif de la cavité abdominale. On peut les extraire par une sorte de massage exercée sur l'abdomen dans le sens centrifuge avec l'aiguille tenue de la main droite de façon à pousser lentement dehors la masse des œufs. Cette masse est molle et se prête à cette manipulation, elle fait bientôt hernie à l'ouverture de l'abdomen, et on peut s'en débarrasser facilement.

On peut arriver, avec beaucoup de patience et d'adresse, à disséquer l'estomac d'un moustique conservé dans l'alcool. Pour le ramollir, l'immersion durant quelques heures dans de l'eau distillée formolée suffit.

Pour examiner à l'état frais l'estomac ainsi préparé, il suffit d'enlever l'excès d'eau physiologique autour de l'estomac, ainsi que les débris du corps de l'insecte, de poser une lamelle sur la préparation et d'observer avec un objectif à immersion, si l'on a affaire à un moustique ayant piqué depuis peu de jours ; on peut se servir d'un objectif à sec pour observer les zygotes plus développés. Si l'on veut avoir une préparation persistante, on fait passer un courant de glycérine sous la lamelle : on dépose une goutte de glycérine sur un bord de la lamelle et on fait un

appel de liquide en plaçant le long du bord opposé une bande de papier buvard coupée aux ciseaux. Il y a avantage à teinter légèrement cette glycérine avec du bleu de méthylène ou de l'hématéine. La glycérine une fois substituée à l'eau, on borde à la paraffine sur laquelle on peut étaler une couche de baume de Canada. On peut aussi, par une manipulation un peu plus délicate, colorer l'estomac (hématéine et éosine), quand on vient d'enlever l'excès d'eau. On se sert de l'hématéine à l'alun (hémalun) ainsi préparée :

Hématéine cristallisée (hématéine ammoniacale). 1 gr.
Alcool à 90° 50 cc.

Dissoudre à chaud. Verser dans la solution suivante faite aussi à chaud :

Alun ordinaire. 50 gr.
Eau 1000 cc.

Mettre du camphre pour la conservation.

La préparation est mise à colorer pendant un espace de temps variable de 15 minutes à 24 heures (pas de surcoloration). Puis elle est lavée à l'eau, et traitée par une solution très faible (1/1000) d'éosine à l'eau. Il est préférable, quand la coloration par l'hématéine est forte, de traiter la préparation retirée du bain d'hématéine, après lavage à l'eau, par l'alcool chlorhydrique (alcool à 60° : 100 cen-

timètres cubes, acide chlorhydrique : 0,5) 3 ou 4 minutes, puis par l'alcool ammoniacal (alcool à 60° : 100 centimètres cubes, ammoniac : 0,5) un temps égal. On traite alors par la solution d'éosine ; après la coloration, surveillée au microscope avec un faible grossissement, on lave à l'alcool pour déshydrater, on passe au xylol et on monte dans le baume de Canada.

2° *Dissection des glandes salivaires* (fig. 41, 42, 43). — Cette manipulation est plus délicate que la précédente.

Il faut se munir des mêmes instruments, avec une aiguille montée lancéolée, ou un petit couteau à cataracte, en plus.

On manipule sur un fond clair et non plus sur un fond noir (à cause de la teinte sombre du cou et de la tête).

Enfin une partie de la manipulation au moins doit se faire sous le microscope (objectif de Stiasnie, n° 2, grossissement 30 à 40 diamètres, ou n° 4 dont on a dévissé la lentille frontale, et oculaire redresseur de Stiasnie).

On place le moustique asphyxié (ou peut lui avoir déjà enlevé l'estomac et l'intestin postérieur) couché sur le côté, sur une lame porte-objet. On l'immerge dans une goutte d'eau physiologique. On lui coupe les pattes et les ailes.

On appuie une grosse aiguille sur la tête ou mieux sur la trompe, de façon à incliner fortement la tête sur la face inférieure du thorax. On

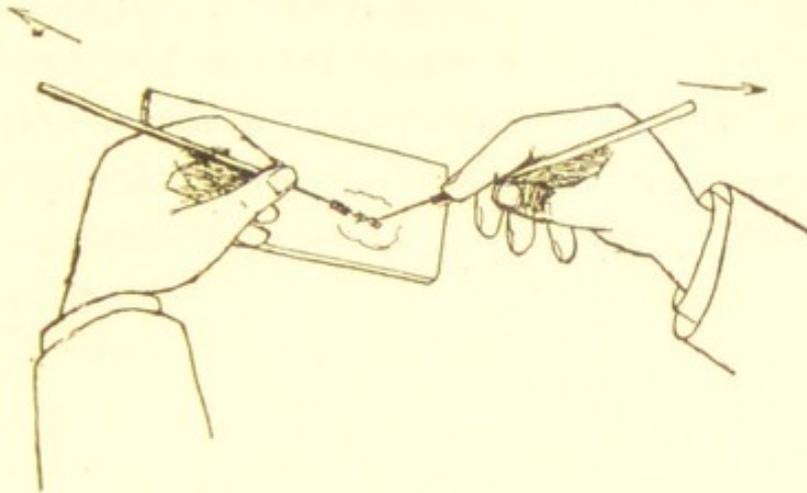


Fig. 41. — Dissection des glandes salivaires (Vue d'ensemble).

sectionne avec l'aiguille lancéolée ou le petit couteau à cataracte, le thorax suivant la ligne AB,

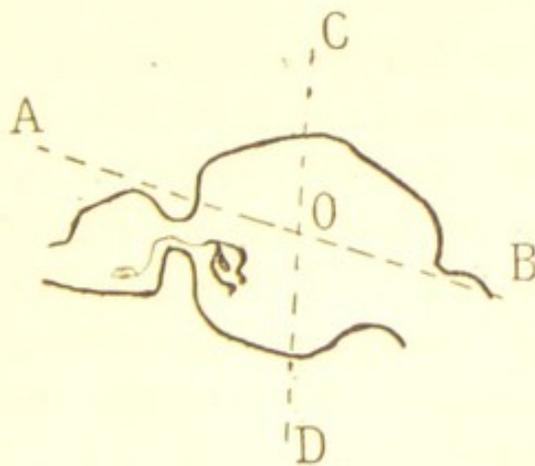


Fig. 42. — Dissection des glandes salivaires (Champ opératoire).

puis suivant la ligne CD qui a une direction perpendiculaire à l'axe du corps du moustique,

à une distance de la tête à peu près égale à la longueur de la tête. Dans l'angle dièdre thoracique AOD ainsi délimité, on est sûr de trouver les glandes salivaires. On presse sur cet angle avec une grosse aiguille (voir *fig. 43*) ; on voit alors un lobe ou la glande entière faire hernie hors du tissu sectionné, sous forme de petits tubes granuleux ; avec l'épingle fine, on détache ces tubes par petits coups ; il faut, à ce moment,

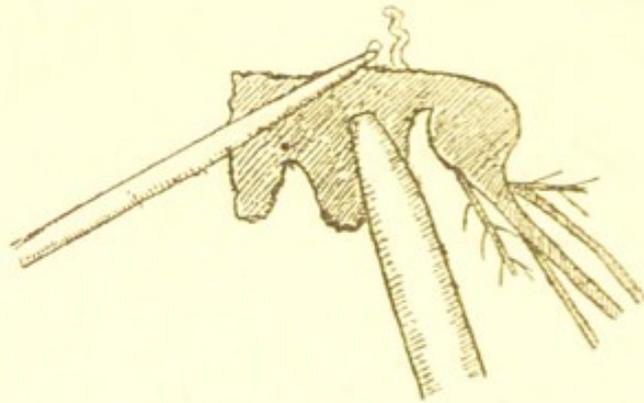


Fig. 43. — Dissection des glandes salivaires (Technique).

que la préparation soit simplement humide et non plongée dans l'eau, pour la commodité de la manipulation. De temps en temps, on remplace l'oculaire redresseur par l'oculaire compensateur n° 6 ou n° 9, pour mieux voir les détails. Quelquefois on est assez heureux pour détacher les deux glandes trilobées intactes avec leur canal collecteur commun. On examine entre lame et lamelle dans le liquide physiologique. Une pression sur la lamelle peut faire sortir les sporozoïtes qui sont alors colorés plus

facilement qu'à l'intérieur de la glande. On emploie les procédés de coloration par le bleu de méthylène et l'éosine (procédé de Giemsa, de Romanowsky) ou par le bleu azur (voir p. 152). On peut chercher à voir et à colorer les sporozoïtes dans les glandes salivaires de moustiques morts depuis un jour ou deux : les tissus du moustique sont altérés et méconnaissables, mais les sporozoïtes ont gardé encore leur aspect et la faculté d'être colorés.

Lorsque l'on est un peu familiarisé avec la dissection des moustiques, on peut employer un procédé extrêmement simple pour la recherche des sporozoïtes dans les glandes salivaires, et qui est en même temps très efficace : On serre, dans une pince, le corps du moustique. Avec une autre pince fine, on arrache la tête. Sur la partie sectionnée du cou apparaît, du côté du thorax, une gouttelette claire qui contient du liquide salivaire, et, lorsqu'il y en a dans les glandes, des sporozoïtes. On essuie cette gouttelette sur une lame, sur un petit espace, on fixe et colore comme ci-dessus.

3° *Coupes*. — Le fixateur de choix est le liquide de Perenyi :

Acide nitrique à 10 ⁰ /0.	40 cc.
Alcool absolu	30
Sol. aqueuse d'acide chromique à 1/2 ⁰ /0.	30

On mêle ces liquides et, au bout de peu de temps, on obtient une solution d'un beau violet.

On immerge les moustiques vivants dans le liquide de Perenyi ; par suite des efforts faits par les insectes pour respirer, le fixateur pénètre dans le corps entier par les trachées, et agit complètement. Il présente de grands avantages en amollissant la chitine. On y laisse les moustiques environ une heure. Puis on lave à l'alcool à 70°. On passe par les alcools de plus en plus forts (80-90°) puis enfin par l'alcool absolu (au moins six heures), par le xylol (2 ou 3 heures). A partir de ce moment, les moustiques sont placés à l'étuve à 54°, dans la solution de xylol-paraffine (4 heures) ; puis dans la paraffine pure fusible à 54° (2 heures). On coule alors la paraffine dans les moules *ad hoc*. On a coupé les ailes et quatre pattes du moustique, en laissant deux pattes comme points d'appui et de préhension pour orienter le moustique, dans le bloc de paraffine avant que celle-ci se soit solidifiée. Il faut prendre soin d'orienter convenablement le moustique. Les coupes seront faites frontales ou sagittales, en rubans. On pourra ainsi avoir sur une lame ou deux (suivant la taille du moustique) le corps entier.

On a préparé des lames extrêmement propres sur lesquelles on étale du bout du doigt une

mince couche du mélange suivant (albumine de Mayer) :

Albumine d'œuf	}	à p. e.
Glycérine		

On filtre sur papier, et on ajoute quelques petits morceaux de camphre pour empêcher la peptonisation de l'albumine par des cultures microbiennes.

Une fois l'albumine étalée, on recouvre la lame d'une mince couche d'eau sur laquelle sont posés les rubans de coupes régulièrement les uns à côté des autres, de façon à ne pas perdre de place. Les coupes sont posées leur surface brillante en dessous. Elles sont souvent un peu froissées. On passe avec précaution la lame au-dessus d'une veilleuse, la couche d'eau devient tiède et les coupes s'étalent mieux. Surtout ne pas chauffer jusqu'à fusion de la paraffine. Une fois les coupes bien étalées, on fait écouler l'eau en retenant les rubans sur la lame. On sèche les rubans avec du papier mousseline appuyé très légèrement sur eux. On porte alors la lame au-dessus de la flamme de manière que la paraffine fonde rapidement, puis sur une surface froide (table de verre ou de lave) pour qu'elle redevienne solide. La coupe est collée et peut être gardée indéfiniment ainsi. Quand on voudra la colorer, on enlève la paraffine en la dissolvant

dans du xylol, on enlève le xylol par l'alcool, et l'alcool par l'eau. On peut alors plonger la lame dans le colorant. Le colorant de choix est l'hématéine (voir la technique, p. 159).

Lorsque l'on n'est pas pressé, un bon procédé de collage des coupes, qui dispense de l'emploi de l'albumine de Mayer, consiste à étaler les coupes sur des lames *rigoureusement propres* et recouvertes d'une mince couche d'eau. Ces lames sont ensuite portées à l'étuve, où, l'eau s'évaporant, elles collent admirablement au bout d'une heure environ.

D'autres méthodes de fixation que celles que nous avons indiquées ont donné de bons résultats : on peut fixer les moustiques en les immergeant vivants dans de l'alcool absolu. On peut aussi les fixer dans un mélange de deux parties d'alcool à 90° et d'une partie d'une solution aqueuse de bichlorure de mercure (à 1 pour 1000) dans un tube à essai. On porte doucement à l'ébullition pendant une minute ou deux pour expulser tout l'air contenu dans les trachées, et pour faire pénétrer en sens inverse le fixateur dans tous les tissus. On laisse encore l'insecte quelques heures dans le mélange, puis on le passe par l'alcool à 90 iodé (+ teinture d'iode jusqu'à teinte ambrée), puis dans l'alcool absolu et on peut enrober dans la paraffine.

Lorsque l'on n'a pas à sa disposition l'outillage

d'un laboratoire, on peut *improviser une étuve* pour la paraffine, d'après les indications du lieutenant-colonel Giles. Elle consiste simplement en une longue plaque de cuivre ou de tôle portée sur quatre pieds de bois, elle est chauffée à une extrémité par une petite lampe ou une veilleuse. C'est, en somme, une platine chauffante rudimentaire. Un récipient étroit et long est placé sur la plaque dans le sens de sa longueur. Il est plein de paraffine et constitue ainsi un thermomètre. La paraffine fond dans la partie proche de la veilleuse et reste solide à l'autre extrémité. On place des petits godets pleins de paraffine, contenant les objets à fixer, au niveau du point où la paraffine commence à fondre. Ils seront ainsi soumis à une température approchant de 54°.

Eysell monte, dans la *celloïdine*, des moustiques fixés dans l'alcool absolu. Mais comme la celloïdine ne pénétrerait pas dans les cavités du corps, il a recours au procédé suivant : il insère le corps d'un moustique dépouillé de ses pattes et de ses ailes entre un morceau de liège et un morceau de moelle de tournesol. La moelle de tournesol se laisse déprimer plus fortement que le liège par le corps du moustique. Si alors on passe un scalpel mouillé d'alcool dans la fente entre le liège et la moelle de tournesol, on enlève une calotte du tégument de la tête, du thorax et de

l'abdomen. Les grandes cavités du corps sont ouvertes et la celloïdine pourra y pénétrer. Naturellement le tube digestif qui occupe une position centrale dans le corps du moustique, n'est pas atteint par le couteau.

On peut prendre pour de jeunes zygotes des parasites de l'estomac des moustiques, comme les *grégarines*. On reconnaîtra celles-ci à leur noyau condensé, leur protoplasma uniforme et l'absence de pigment. Les grosses cellules des tubes de Malpighi peuvent aussi donner lieu à des erreurs; il suffit, pour s'en garantir, de faire des préparations de moustiques sains pour apprendre à reconnaître les cellules. D'une manière générale, il faut se rappeler que les zygotes se trouvent surtout à la partie postérieure (renflée) de l'estomac.

C) **Technique de la préparation des moustiques pour suivre l'évolution des filaires.** 1° *Dissection.* — Les instruments nécessaires sont: deux aiguilles montées; au microscope: un objectif faible (n° 2 de Stiasnie ou n° 4 dont on a ôté la lentille frontale), avec un oculaire redresseur si l'on veut disséquer sous le microscope, ce qui n'est pas nécessaire; un objectif à sec plus fort (n° 7) pour examiner les embryons de filaire, avec un objectif à immersion homogène pour voir les détails; un oculaire compensateur n° 6.

Lorsque l'on veut examiner les embryons de filaire dans l'estomac d'un moustique qui vient de piquer, il faut préparer cet estomac de la façon qui a été indiquée à la p. 154.

Manson indique un procédé qui permet de voir entre lame et lamelle, sans avoir besoin du moustique, comment les embryons sortent de leurs gaines. Il semble que les embryons soient incités à sortir de leurs gaines à la suite de l'hémolyse qui se produit dans l'estomac du moustique. Il suffit donc d'hémolyser une goutte de sang par un moyen physique (froid puis chaleur).

On fait plusieurs préparations fraîches du sang d'un malade à filaires, à l'heure nocturne où les embryons s'y trouvent. On se contente de border les lamelles avec un peu de vaseline, on enveloppe les préparations séparément dans du papier à filtrer et on les dispose dans une boîte bien étanche sur un bloc de glace pendant 6 ou 8 heures : le reste de la nuit par exemple. Éviter que le sang ne gèle ! Le lendemain matin, on examine au microscope ; les lames de verre, ainsi reportées à la température de la chambre se réchauffent, le sang s'hémolyse, les embryons engourdis par le froid reprennent leur activité et, dans le sang hémolysé, s'efforcent de rompre leurs gaines. On assiste à ce spectacle tout le long de la journée. La plupart des embryons

réussissent à se libérer, et le soir, on voit, éparpillées dans la préparation, un grand nombre de gaines vides.

Pour voir les filaires qui ont passé dans les muscles thoraciques, on dilacère sur une lame, avec deux aiguilles montées, le thorax d'un moustique immergé dans l'eau physiologique. On écarte avec les aiguilles les téguments chitineux, on recouvre d'une lamelle et l'on observe avec un faible grossissement. Le moustique doit avoir piqué un malade depuis plusieurs heures. On peut garder ces préparations sans les colorer en remplaçant l'eau par la glycérine, comme nous l'avons indiqué à la p. 158. Il est préférable de colorer à l'hématéine (voir à la p. 159), déshydrater par l'alcool absolu, enlever l'alcool par le xylol, et monter au baume.

Pour voir les filaires qui ont passé dans le labium, il est très facile d'écraser la trompe entre lame et lamelle dans une goutte d'eau.

2^o *Coupes*. — Les coupes seront faites suivant la technique indiquée à la p. 163; enrober dans la paraffine de préférence.

Elles seront épaisses de 6 à 10 μ , et pratiquées dans les trois directions de l'espace, à cause de la dissémination des filaires dans le corps entier du moustique, ce qui force à les chercher partout. Des soins particuliers seront donnés à l'orientation de la trompe dans le bloc de paraf-

fine, car ce sont les coupes du labium qui sont les plus intéressantes.

La principale difficulté consiste à fixer sans dommages les coupes de trompes sur les lames — le squelette chitineux a, en effet, une tendance à se détacher, déchirant sur son passage les tissus moins résistants. Annett, Dutton et Elliott ont indiqué un procédé pour obvier à cet inconvénient, c'est une modification de la méthode d'Obrega pour fixer les coupes enrobées dans la paraffine, il donne de très bons résultats. On fait un mélange de deux parties de solution de glucose et d'une partie d'un sirop épais de dextrine pure :

Dextrine	453 grammes
Eau	496 "
Thymol.	1 "

Une trace de ce mélange est étalé sur une lame en couche mince au moyen d'une baguette de verre. Les rubans de coupes sont portés directement sur la lame enduite de ce mélange sirupeux, on porte le tout dans une étuve à 40° pour plusieurs heures. Le mélange glucosé dextriné sèche complètement et devient dur. On enlève alors la paraffine par le xylol, le xylol par l'alcool absolu. On verse ensuite une solution de photoxyline sur la lame, de façon à recouvrir complètement les coupes d'une mince couche.

La photoxyline a ici sur la celloïdine l'avantage d'être parfaitement transparente. On attend que les bords de la couche de photoxyline, se durcissant, commencent à se gondoler. Si on immerge en ce moment la lame dans l'eau, la pellicule de photoxyline se détache avec les coupes qui sont prêtes à être colorées en place, dans cette pellicule. On colore comme ci-dessus, de préférence à l'hématéine.

Manson donne la technique suivante, qui lui a valu de très belles préparations — les insectes conservés dans la glycérine sont traités par une solution d'acide acétique à 5 % dans l'eau, pendant 24 heures ; puis par le formol à 50 % dans l'eau, pendant 24 heures ; puis par l'alcool absolu, pendant 24 heures aussi ; enfin par un mélange à parties égales d'alcool absolu et d'éther, encore pendant 24 heures ; finalement, il sont inclus dans la celloïdine. On pratique alors les coupes qui sont colorées par une solution forte d'hématoxyline pendant deux heures, décolorées par une solution d'acide chlorhydrique à 1 % et par l'alcool, lavées à l'eau, passées à l'huile d'aniline, au xylol, et montées au baume.



TABLE DES MATIÈRES

	Pages
PRÉFACE	5
INTRODUCTION. HISTORIQUE.	9

PREMIÈRE PARTIE

CHAPITRE PREMIER

Technique de l'examen extérieur d'un moustique.	25
---	----

CHAPITRE II

Morphologie	36
-----------------------	----

CHAPITRE III

Classification de la famille des Culicides	51
--	----

DEUXIÈME PARTIE

CHAPITRE IV

Technique de la capture et de l'élevage des moustiques	89
Pêche des larves	89
Chasse des adultes	93
Élevage des larves	98
Conservation des adultes	103

CHAPITRE V

Biologie des moustiques	105
-----------------------------------	-----

8031
124

TROISIÈME PARTIE

CHAPITRE VI

	Pages
Structure interne des moustiques adultes . . .	119
Tube digestif	121

CHAPITRE VII

Évolution des Hémamibes dans le corps des moustiques	127
Évolution d' <i>Hæmamœba relictæ</i>	127
Évolution d' <i>Hæmamœba malarixæ</i>	132

CHAPITRE VIII

Évolution de <i>Filaria nocturna</i> dans le corps des moustiques.	138
--	-----

CHAPITRE IX

Technique de la préparation des moustiques pour suivre l'évolution des parasites	145
A. 1. Conservation des moustiques vivants.	145
2. Pour faire piquer les moustiques.	147
B. Technique pour suivre l'évolution des hémamibes	154
1. Dissection de l'estomac	154
2. Dissection des glandes salivaires	160
3. Coupes	163
C. Technique pour suivre l'évolution des filaires.	168
1. Dissection	168
2. Coupes	170

12. 11. 12.



