

OFFICE DE LA RECHERCHE
SCIENTIFIQUE OUTRE-MER
20, rue Monsieur
PARIS VII^e

COTE DE CLASSEMENT N° 386

ENTOMOLOGIE MEDICALE ET VETERINAIRE

GUIDE PRATIQUE DE L'ANOPHELIASME EN A.O.F.

par

M. HOLSTEIN

S. G. H. M. P.
28 août 1949

GOUVERNEMENT GENERAL DE L'A.O.F.

DIRECTION GENERALE

de la

SANTE PUBLIQUE

SERVICE GENERAL D'HYGIENE

MOBILE ET DE PROPHYLAXIE

-o-o-o-

M. HOLSTEIN

Licencié-ès-Sciences, Entomologiste Médical
(Office de la Recherche Scientifique Outre-Mer)

-x-

GUIDE PRATIQUE

DE L'ANOPHELIASME

EN A. O. F.

-o-o-o-o-o-

INTRODUCTION

Nous avons rédigé ce petit guide à la demande du Médecin-Général LE ROUZIC dont nous tenons à placer le nom en tête de ce travail, autant en témoignage de respectueuse amitié qu'en remerciement de toutes les facilités qu'il nous a offertes, de tous les conseils dont il nous a guidé dans l'accomplissement de notre tâche.

Notre intention n'était pas d'écrire un traité de l'Anophélisme en A.O.F. mais un petit précis qui devait être principalement destiné aux infirmiers du S.G.H.M.P., un guide de la lutte entomologique contre le Paludisme et, partant, un guide de la connaissance de ses vecteurs.

Mais, devant l'ampleur de la question, l'abondance de détails qui - pour la clarté de l'exposé - ne devaient pas être négligés, notre champ primitif s'est élargi et nous avons introduit un certain nombre de notions qui dépasseront le travail actuel des Infirmiers-Entomologistes. Nul doute qu'ils ne se familiarisent avec des techniques, fondamentales dans l'étude des Anophèles (indice maxillaire, dissection, élevages ...), qui n'étaient pas, jusqu'à présent, très répandues en A.O.F.

Malgré tout, nous avons volontairement laissé de côté un certain nombre de questions, les unes parcequ'elles sont l'affaire d'un laboratoire organisé (analyse physico-chimique des gîtes, préparation des sérums précipitants), les autres parcequ'elles demandent encore des recherches complémentaires (différenciation des races de A. gambiae, variations des cycles, inversion des renouvellements saisonniers...).

Notre seul espoir est que ce Guide Pratique de l'Anophélisme suscite des travaux nouveaux, engage des Médecins et des Chercheurs à approfondir l'étude de la biologie des vecteurs du Paludisme en A.O.F. Leur champ de recherches est immense. Puisse ce petit livre leur faciliter la tâche.

Laboratoire d'Entomologie
du
Service Général d'Hygiène Mobile et de
Prophylaxie,

BOBO-DIOULASSO , 1e 28 Août 1949 .

- LES MOUSTIQUES -

-I- PLACE DANS LE REGNE ANIMAL.

Les Moustiques appartiennent, dans le règne animal, au sous-règne des METAZOAIRES ou animaux formés de plusieurs cellules (par opposition aux PROTOZOAIRES, organismes constitués par une seule cellule) et à l'embranchement des ARTHROPODES, caractérisés par :

- une symétrie bilatérale,
- un revêtement de chitine,
- un corps segmenté, les segments portant une ou deux paires d'appendices articulés.

Les Arthropodes se divisent eux-mêmes en :

BRANCHIATES : arthropodes aquatiques à respiration branchiale (Crustacés, par exemple).

TRACHEATES : arthropodes terrestres à respiration trachéenne.

Les Trachéates comprennent plusieurs classes, parmi lesquelles : les ARACHNIDES (Acariens, Araignées, Scorpions...), les MYRIAPODES (Scolopendre...) et les INSECTES.

Les Insectes sont des Arthropodes dont le corps est divisé en 3 parties nettement distinctes :

- une tête, portant les yeux, une paire d'antennes et les pièces buccales.
- un thorax de 3 segments (prothorax, mésothorax et métathorax) portant, chacun, une paire de pattes et, les deux derniers, généralement une paire d'ailes.
- un abdomen segmenté ne portant d'appendices qu'à son extrémité.

Les Insectes se divisent en :

APTERYGOTES : insectes dépourvus d'ailes et ne présentant pas de métamorphoses au cours de leur développement.

PTERYGOTES : insectes pourvus d'ailes et à métamorphoses plus ou moins complètes.

Les Ptérygotes comprennent plusieurs ordres, parmi lesquels: les COLEOPTERES, les HEMIPTERES, les ORTHOPTERES etc...et, enfin, les DIPTERES.

Les Diptères sont des Ptérygotes à métamorphoses complètes (c'est à dire qu'ils passent, de l'oeuf à l'adulte, par plusieurs stades complètement différents morphologiquement), à pièces buccales modifiées pour piquer ou sucer, à une seule paire d'ailes (la deuxième paire étant remplacée par deux petits organes appelés haltères ou balanciers).

L'ordre des Diptères comprend :

les BRACHYCERES : à corps trapu et antennes courtes de trois articles. (Mouches, Glossines, Taons etc...).

les NEMATOCERES : à corps élancé et antennes longues de plus de 6 articles.

C'est au sous-ordre des Nématocères, à la famille des CULICIDAE qu'appartiennent les Moustiques qui sont donc, en résumé :

des Arthropodes Trachéates, de la classe des Insectes, sous-classe des Ptérygotes, ordre des Diptères, sous-ordre des Nématocères.

Ils se distinguent des autres Nématocères piqueurs par leur trompe longue et la présence d'écailles sur les nervures des ailes.

-2- MORPHOLOGIE DES ADULTES .

(Planche I)

Les Moustiques sont de petits Nématocères fins, à corps allongé, de 5 à 10 mm. de long.

(A.) La tête porte de chaque côté un oeil (O.) à facettes, volumineux, souvent vivement coloré en bleu ou vert métallique.

Les antennes (An.) sont plumeuses chez les mâles (σ^7) ou portant simplement quelques touffes de poils courts à la base des articles chez les femelles (ϕ). Chez les σ^7 les deux derniers articles (ou articles apicaux) sont plus longs que les autres.

Les pièces buccales, situées en avant et au milieu de la tête, comprennent :

a) - 2 palpes maxillaires (Px.), plus ou moins couverts d'écaillés et de poils. Chez les σ^7 les palpes sont divergents à l'extrémité et aussi longs ou plus longs que la trompe. Chez les $\varnothing$ ils sont aussi longs que la trompe (Anopheles) ou beaucoup plus courts (Culex, Aedes) - (voir Planche 2).

b) - la trompe, composée de :

- un labium (La.), ou lèvre inférieure, pièce épaisse couverte de poils et d'écaillés, sorte de gouttière à ouverture supérieure engainant les autres pièces.

- 6 pièces servant à perforer les tissus :

 - 2, impaires : le labre épipharynx (Lb.)
l'hypopharynx (Hp.) creusé du canal salivaire.

 - 4, paires : 2 maxilles (Mx.) ou mâchoires, à extrémité portant des dents dont le nombre varie avec l'espèce considérée, nous le verrons plus loin.

 - 2 mandibules (Md.)

Chez le σ^7 , certaines pièces peuvent manquer, ce qui les rend incapables de piquer.

(B.) - Le thorax, renflé dorsalement et globuleux, est formé de trois segments :

 - Prothorax (Pr.)

 - Mésothorax (Ms.)

 - Métathorax (Mt.), étroitement

soudés ensemble. En arrière, une partie du mésothorax se détache pour former le scutellum (Sc.), simple chez Anopheles à trois lobes chez Aedes et Culex.

Le thorax porte :

a) - deux ailes, minces et transparentes, portant une frange de soies au bord postérieur, à nervures couvertes d'écaillés - bien marquées sur toute la surface. Au repos, les ailes sont croisées l'une sur l'autre, comme celles des Glossines.

Les nervures (longitudinales et transverses) doivent être bien connues. Ce sont, du bord antérieur au bord postérieur :

- la nervure costale, encore appelée costa (C.).
- la nervure sous-costale, ou sub-costa (Sc.), dont la base se confond avec celle de la

nervure suivante.

- la 1ère nervure longitudinale (1 n.).
- la 2ème longitudinale (2 n.) qui se divise en deux branches.
- la 3ème longitudinale (3 n.).
- la 4ème longitudinale (4 n.) divisée en deux branches.
- la 5ème longitudinale (5 n.) également bifurquée.
- la 6ème longitudinale (6 n.).

Les nervures transverses sont, du bord antérieur au bord postérieur :

- la transverse humérale (a.).
- " " sous-costale (b.).
- " " marginale (c.).
- " " surnuméraire (d.).
- " " moyenne (e.).
- " " postérieure (f.).

Les nervures délimitant un certain nombre de cellules dont les plus importantes, en systématique, sont :

- la 1ère cellule submarginale, ou fourchette antérieure, ou R2 (Fa.).
- la 2ème cellule postérieure, ou fourchette postérieure, ou M2 (Fp.).

b) - deux balanciers, ou haltères (Ha.), vestiges de la deuxième paire d'ailes.

c) - articulées au thorax par la hanche (ou coxa) et le trochanter, trois paires de pattes (antérieures, moyennes et postérieures), composées de :

- un fémur (F.).
- un tibia (T.).
- un tarse (Ta.), formé de 5 articles (I, II, III, IV et V) dont le premier est encore appelé métatarse.
- le dernier article du tarse (Planche I, fig. 2 et 3) porte deux griffes ou ongles (On), égales ou inégales, munies (Aèdes) ou non d'une ou deux dents et accompagnées (Culex) ou non (Aèdes) de pulvilli (Pv.).

(C.) - L'abdomen est allongé, constitué de 10 segments distincts (dont 9 pratiquement visibles), portant des écailles chez les Culicinae, dépourvus (sauf rares exceptions) d'écailles chez les Anophelinae.

Chez le ♂, le IXème segment porte l'armature génitale ou hypopygium, chez la ♀, il porte, plus ou moins visibles, les cerques.

visibles, les cerques (Cq.).

L'hypopygium  (Planche 3), pièce paire, est formé, schématiquement de :

- un article latéral, ou forcipule, composé de 3 pièces :
 - 1er article (Art. 1), ou lobe basal, ou coxite, pouvant porter des soies dont la forme, l'insertion et le nombre sont caractéristiques de chaque espèce.
 - 2ème article (Art. 2), ou clasper, ou style, plus ou moins développé, pouvant être aplati en large lame.
 - 3ème article (Art. 3), généralement réduit à une petite dent mais pouvant (Stegomyia) être bien développé.
 - à la base du forcipule, et en dedans, se trouve une pièce appelée gonapophyse (Gn.), ou harpagone, formée, chez Anopheles, d'un article basal élargi, d'une expansion, ou club, en forme de doigt, et d'une ou plusieurs épines.
 - Les deux forcípules sont séparés, à la base, et, entre eux (ou dissimulé par les gonapophyses) se trouve le pénis (Pn.), médian, dont la forme est caractéristique de chaque espèce de Moustique.
- - - - -

- NOTIONS RAPIDES SUR LA BIOLOGIE DES MOUSTIQUES -

Seules les femelles de Moustiques sont hémato-phages, c'est à dire se nourrissent de sang, les mâles suçant le suc des plantes (quoique certains O de Stegomyia aient été accusés, mais sans confirmation certaine, d'être hémato-phages).

Les adultes, nouvellement éclos, s'accouplent et les mâles fécondent les femelles. Celles-ci prennent alors un ou plusieurs repas de sang, suivant les espèces, et pondent.

Les oeufs, petits corps de 1 mm. ou moins, d'abord blancs puis rapidement brun-noirâtres, sont déposés à la surface de l'eau. Ils sont soit isolés - chez les Anophèles (Pl. 3, fig. 1) et les Aedes (Pl. 3, fig. 2) - soit agglomérés en forme de nacelle - chez les Culex (Pl. 3, fig. 3).

Les oeufs d'Anophèles sont plus ou moins ovoïdes, et pourvus latéralement de flotteurs (fl.) leur permettant de conserver une position horizontale.

Les oeufs d'Aedes sont allongés, rétrécis à une extrémité et montrent un réseau de fines dépressions. Ils flottent horizontalement à la surface de l'eau.

Les oeufs de Culex, groupés en nacelle, sont cylindro-côniques et se tiennent verticalement.

Une ponte de Culex peut comprendre de 200 à 400 oeufs et la femelle dépose plusieurs pontes. Il en est de même pour les Anophèles mais la ponte est, en général, plus réduite (160 à 300 oeufs). Si les oeufs de Culex et Anopheles sont peu résistants à la sécheresse, n'éclosant pas après 12 jours de dessiccation, par contre les oeufs d'Aedes (Stegomyia) peuvent éclore après avoir été conservés un an à sec (c'est ce que l'on appelle des oeufs durables).

L'éclosion se produit généralement assez rapidement (24 à 36 heures) mais peut être grandement retardée par des baisses de température.

STADE LARVAIRE.

A sa sortie de l'oeuf, la larve mesure à peine un millimètre mais elle subit trois mues consécutives qui, par les modifications morphologiques qu'elles entraînent, la conduisent au IVème stade ou stade de larve adulte.

La morphologie externe des larves diffère selon que l'on s'adresse aux Anophelinae, Culicinae et Aedinae.

Les larves d'Anophèles (Pl.5,fig.4), qui se tiennent parallèlement à la surface de l'eau, sont dépourvues de siphon respiratoire.

Par contre, les larves de Culicinae et d'Aedinae, obliques par rapport à la surface de l'eau, la tête en bas, sont pourvues d'un siphon respiratoire situé à la partie dorsale du segment VIII (Pl.5,fig.5).

Ce siphon (S.) est soit court et trapu chez les Aedinae (Pl.4,fig.8) soit fin et allongé chez les Culicinae (Pl.4,fig.9). Il porte des soies et épines - très importantes en systématique - dont l'ensemble forme le peigne.

Il faut mentionner, chez les Taeniorhynchus (que nous verrons plus loin) la modification du siphon qui porte de fortes dents destinées à perforer les racines et tiges des plantes aquatiques d'où est, ainsi, extrait l'oxygène nécessaire à la larve. Cette modification se retrouve sur les trompettes respiratoires de la nymphe.

La durée du stade larvaire, très variable, peut aller de 6 à 24 jours. Les facteurs de variation sont très nombreux :

alimentation,
concurrence vitale,
température,
pH,
salinité,
quantité des matières organiques dissoutes.

STADE NYMPHAL.

A la fin du stade larvaire, la larve, parvenue à son complet développement, cesse de se nourrir. Elle subit alors sa quatrième mue en donnant une nymphe.

Les nymphes de Culicidae ont, toutes, le même aspect de virgule ou de point d'interrogation.

On peut distinguer la nymphe des Anophelinae de celle des Culicinae et Aedinae par la position de la soie latérale du segment VIII (A.) qui, chez les Anophelinae, se trouve à l'angle inférieur du segment (Pl.4,fig.6) et, chez les Aedinae et Culicinae, se trouve reportée au dessus de l'angle inférieur (Pl.4,fig.7).

La durée de la vie nymphale, également variable, oscille, suivant les espèces, entre 1 et 6 jours.

ECLOSION

ECLOSION.

Au bout de ce temps, la nymphe s'immobilise à la surface de l'eau, allonge son abdomen puis le Moustique adulte (ou imago), par une fente dorsale le long du thorax, dégage son thorax, sa tête, ses ailes puis ses pattes, enfin son abdomen. Quelques minutes après, ayant déplié et étalé ses ailes, il peut prendre son vol.

En résumé, les Moustiques subissent 5 mues au cours de leur évolution, 3 au stade larvaire, une du stade larvaire au stade nymphal, une du stade nymphal au stade imaginal.

La durée totale du cycle, de l'oeuf à l'imago est de 12 à 20 jours en moyenne. Elle peut être réduite ou allongée par des conditions défavorables.

La durée de la vie des femelles de Moustiques varie considérablement selon les espèces d'abord, selon les conditions climatiques ensuite. La durée moyenne de la vie d'une femelle d'Anophèle se situe entre deux et trois mois.

- CLASSIFICATION DES MOUSTIQUES -

a) ♀ : Palpes aussi longs que la trompe.
Abdomen sans écailles (sauf rares exceptions).

♂ : Les deux derniers articles des palpes renflés en massue.

Les deux sexes se tiennent obliquement (ou perpendiculairement) par rapport à leur support.

ANOPHELINAE.

b) ♀ : Palpes beaucoup plus courts que la trompe.
Abdomen recouvert d'écailles.

♂ : Les deux derniers articles des palpes allongés.

Les deux sexes se tiennent parallèlement à leur support.

- a) Extrémité de l'abdomen σ tronquée,
cerques courts et peu visibles
(Pl.4,fig.15).
Ongles simples non dentés. pulvilli
présents (Pl.1,fig.2).

CULICINAE.

- b) Extrémité de l'abdomen σ effilée,
cerques allongés, bien visibles
(Pl.4,fig.14).
Ongles à griffes denticulées au
moins sur les deux premières
paires de pattes (Pl.1,fig.3)
Pulvilli absents.

AEDINAE.

- - - - -

	ANOPHELES	A E D E S	C U L E X
Oeufs	Pondus isolément . pourvus de flotteurs .	Pondus isolément . Pas de flotteurs .	Agglomérés en nacelles.
Larves	Pas de siphon respiratoire Horizontales par rapport à la surface de l'eau .	Siphon court et trapu . Obliques par rapport à la surface de l'eau .	Siphon allongé et fin .
Nymphes	Epine A : à l'angle inférieur du segment abdominal VIII .	Epine A : au dessus de l'angle inférieur du segment VIII .	
Adultes	Abdomen sans écailles .	Abdomen pourvu d'écailles .	
	Palpes ♀ aussi longs que la trompe .	Palpes ♀ beaucoup plus courts que la trompe .	
	Scutellum extérieur simple .	Scutellum trilobé .	
	2 derniers articles des palpes ♀ renflés en massue .	2 derniers articles des palpes ♀ allongés, non renflés en massue .	
		Extrémité de l'abdomen ♀ effilée, cerques bien visibles .	Extrémité de l'abdomen ♀ tronquée, cerques courts et peu visibles .
		Ongles ♀ dentés . Pulvilli absents .	Ongles ♀ simples . Pulvilli présents .
	Obliques par rapport au support Trompe dans l'axe du corps .	Parallèles au support . Trompe à 45° par rapport à l'axe du corps .	

I		I
I	CULICINAE	I
I		I

S'ils se distinguent facilement des Aedinae et, mieux encore, des Anophelinae, par contre, il est difficile, pour qui n'est pas spécialiste, de déterminer aisément les genres et espèces de Culicinae auxquels on a affaire. Les déterminations se font d'après les caractéristiques de l'hypopygium $\rightarrow$, des griffes des tarsi, de la nervation alaire, des soies du thorax. Les Culex, en effet, sont peu remarquables au point de vue coloration, allant généralement du jaunâtre au brunâtre.

Les Culicinae comprennent de nombreux genres parmi lesquels nous en citerons simplement deux :

Genre CULEX

dont l'espèce la plus commune est, en Afrique, Culex fatigans, à thorax brun-rouge et bandes sombres longitudinales sur l'abdomen.

Moustique domestique, nombreux dans les habitations, il pond surtout dans les gîtes au voisinage de l'homme. On trouve ses larves dans les barriques et tines d'eau, les canaris, les fosses "septiques". Elles supportent des eaux très polluées.

Transmet la Filaire de Bancroft.

Genre TAENIORHYNCHUS

Les Taeniorhynchus se distinguent facilement des autres Culicinae par la présence, sur les ailes, d'écailles larges et épaisses, les unes claires les autres sombres, donnant à l'aile un aspect tacheté. En outre, la trompe est, le plus souvent, annelée de clair sur fond sombre.

Les larves sont pourvues de crochets pointus à l'extrémité du siphon (crochets que l'on retrouve sur les trompettes respiratoires de la nymphe), servant à leur fixation à la racine des plantes qu'elles perforent pour en retirer l'oxygène nécessaire à leur respiration.

Moustiques très voraces, à piqure douloureuse, les Taeniorhynchus attaquent l'homme aussi bien en plein jour que de nuit, aussi bien dans les habitations qu'à l'extérieur. Les femelles sont agressives dès 16 heures et peuvent se trouver, en très grand nombre dans les habitations.

Les gîtes larvaires sont surtout les grands marécages à végétation dense et les collections d'eau (flaques, mares, ruisseaux, fleuves, rivières....) renfermant Pistia stratiotes ("Laitue d'eau", "Chou de lagune").

Vecteur de la Filaire de Bancroft.

I	I
I	I
AEDINAE	I
8	I

Le genre principal est le genre Aedes dont un des sous-genres (Stegomyia) est particulièrement intéressant.

Les Stegomyia adultes se reconnaissent facilement : ce sont des Moustiques de taille moyenne, noirs avec des écailles blanc-argent. Ces écailles dessinent sur le thorax des ornements servant à déterminer les espèces et délimitent, sur les palpes 0 et les tarses de larges anneaux blancs.

En A.O.F., l'espèce principale est Aëdes (Stegomyia) aegypti (anciennement appelée Stegomyia fasciata). Les écailles blanches forment, sur le thorax, deux lignes courbes dessinant une lyre.

Les femelles, essentiellement domestiques et anthropophiles dans les agglomérations, sont très voraces et attaquent l'homme en piquant brusquement, dès 17 heures, de préférence les jambes. Leur vol est silencieux. On les trouve, souvent en grand nombre, dans les habitations : dans les coins sombres, derrière les poutres de hargamasses, sous les taras, les lits, les chaises et tables, derrière les vêtements accrochés.

Les gîtes, très variés, sont le plus souvent conditionnés par l'eau de pluie. C'est ainsi qu'on recherchera les larves dans les fonds de canaris, les boîtes de conserves, les culs de bouteilles, les récipients de cuisine abandonnés, les coques de noix de coco, les cabosses de dacao, les trous d'arbres, les collections d'eau au sommet des cocotiers, à la base des feuilles de bananiers, de cisale. On les trouvera également dans les fosses "septiques", les chasses d'eau des W.C. Elles se développent très bien dans des eaux souillées par des matières organiques, contenant de fortes quantités d'urine par exemple.

La femelle dépose ses oeufs sur les parois du gîte, un peu au dessus du niveau de l'eau qui vient, en montant, les baigner et les faire éclore. La résistance des oeufs à la sécheresse leur permet d'attendre jusqu'à douze mois que l'eau les atteigne.

Aëdes aegypti transmet à l'homme la Fièvre Jaune et la Dengue.

88		88
8	ANOPHELINAE	8
8		8

(A) - MORPHOLOGIE

Nous ne nous étendrons pas sur la morphologie détaillée des Anophèles mais nous donnerons simplement les caractères principaux des larves et des adultes permettant leur détermination.

(a) - LARVES

(Planche 5)

- Tête large avec brosses buccales (servant, par un mouvement de va et vient, à amener les particules alimentaires vers la bouche) bien développées. A l'avant du clypeus, qui est la partie dorsale de la tête, se trouvent les soies clypéales (fig. 1) :

antérieures internes (Int.)

antérieures externes (Ext.)

postérieures (Post.)

- Le thorax est globuleux et porte de très nombreuses soies dont les plus importantes, en systématique, sont les soies mésothoraciques (fig. 2).

- L'abdomen est composé de 10 segments, mais le segment IX est représenté seulement par sa partie dorsale entrant dans la composition de l'appareil respiratoire.

Sur chaque segment se trouvent, plus ou moins développées, des plaques chitineuses, les plaques dorsales abdominales ou plaques tergales (fig. 3). Elles peuvent être accompagnées de une ou plusieurs petites plaques accessoires.

Les segments II à VII portent, vers leurs angles inférieurs, deux soies fortement modifiées, les soies palmées, en éventail, composées d'un certain nombre de folioles (fig. 4) formées d'un corps (Cp.) et d'un filament (Fi) et dont la forme varie suivant chaque espèce. Ces soies palmées sont rudimentaires sur le segment I.

A l'extrémité inférieure du segment VIII, et de chaque côté, se trouve une petite plaque triangulaire dont la partie postérieure est modifiée en forme de dents : le peigne (fig. 5).

(b) - ADULTES (Planche 6)

Les principaux caractères de détermination des Anophèles adultes sont :

1) - Caractères communs aux ♂ et aux ♀ .

- Taches formées par les écailles claires et sombres sur la costa.
- Base de la première nervure.
- Présence, ou non, de touffes d'écailles latérales sur l'abdomen.
- Présence ou non d'écailles claires sur les fémurs et tibias (I)
- Présence, ou non, de taches ou anneaux clairs sur les tarses (I)

2) - Caractère utilisable seulement pour les ♀ .

- Taches et anneaux clairs des palpes.

3) - Caractère utilisable seulement pour les ♂ .

- Caractères de l'hypopygium :
 - épines et soies du 1er article.
 - conformation et ornementation de l'harpagone.
 - nombre et forme des folioles terminant le pénis.

(I)

Pour les fémurs, tibias et tarses, on appelle :

base, ou partie basale, ou partie proximale, la partie du segment la plus rapprochée du corps de l'insecte.

apex, ou partie apicale, ou partie distale, la partie du segment la plus éloignée du corps de l'insecte.

Chaque segment, ou article, possède ainsi une base, et un apex articulé avec la base du segment suivant.

La même nomenclature s'applique aux palpes .

LES ANOPHELES D'A.O.F.

Les Anophèles d'A.O.F. que nous étudierons ici appartiennent aux deux sous-genres :

ANOPHELES

MYZOMYIA

Dans le sous-genre Anophèles, nous décrirons :

A. coustani

Dans le sous-genre Myzomyia :

A. funestus.

A. gambiae.

A. maculipalpis.

A. nili.

A. pharoensis.

A. pretoriensis.

A. rufipes.

A. squamosus.

Ce sont les Anophèles que l'on rencontre le plus fréquemment en Afrique.

A. gambiae et A. funestus sont les deux vecteurs majeurs du Paludisme.

A. pharoensis et A. rufipes sont des vecteurs dangereux en l'absence des deux précédents.

A. nili et A. pretoriensis ont été trouvés infectés dans la nature.

Nous avons ~~xxx~~ inclu, dans cette description des Anophèles d'A.O.F., les trois autres espèces : A. coustani, A. maculipalpis et A. squamosus parcequ'on les trouve très souvent associées, à l'état larvaire, aux espèces précédentes qu'elles accompagnent dans la plupart des cas.

Nous avons laissé, par contre, volontairement de côté, afin de ne pas surcharger ce travail et de ne pas compliquer la tâche de ceux qu'intéressera l'Anophélisme (ceux-ci auront toujours la possibilité soit de s'adresser à un spécialiste soit de consulter des ouvrages spécialisés) :

- d'abord les variétés que l'on rencontre en A.O.F. :

A.coustani var. ziemanni.

A.rufipes var. ingrami.

- ensuite un certain nombre d'espèces peu fréquentes ou très localisées, telles que :

A.cinctus (Basse Côte d'Ivoire)

A.domicolus (Soudan, Haute-Volta)

A.dureni (Basse Côte d'Ivoire)

A.leesoni (Dahomey)

A.marshalli (Guinée)

A.obscurus (Basse Côte d'Ivoire)

A.paludis (Soudan)

A.rhodesiensis (Haute-Volta)

A.rivulorum (Basse et Moyenne Côte d'Ivoire)

CLEF DE DETERMINATION DES LARVES

(Planche 7)

1. Soies clypéales internes contigües (a,c) 2.
Soies clypéales internes nettement
séparées (b,d,e) 3.
2. Soies clypéales ~~internes~~ branchues à l'
extrémité (c) A.nili.
Soies clypéales internes simples (a) A.coustani.
3. Soies clypéales externes en forme de
touffe (d,e) 4.
Soies clypéales externes simples ou
portant quelques fines ramifications
(b) 5.
4. Touffe très épaisse, de 20 à 45
branches (d) A.pharoensis.
Touffe moins épaisse, de 8 à 20
branches (e) A.squamosus.
5. Plaques abdominales très larges, couvrant
presque tout le segment (f) A.funestus.
Plaques abdominales plus étroites (g) 6.
6. Peigne du huitième segment couvert de
spicules (h) A.maculipalpis.
Peigne du huitième segment non couvert
de spicules (i) 7.
7. Soies palmées abdominales sans
prolongement filiforme (k) A.rufipes.
Soies palmées abdominales avec
prolongement filiforme (m) 8.
8. Soies mésothoraciques simples toutes
les deux (n) A.gambiae.
Soies mésothoraciques : une simple,
une plumeuse (p) A.pretoriensis.
- - - - -

CLEF DE DETERMINATION DES ADULTES

(applicable aux ♂ et ♀) (Planche 8)

1. Segments abdominaux avec des touffes latérales d'écailles (a) 2.
Segments abdominaux sans touffes latérales d'écailles 3.
2. Dernier segment du tarse postérieur entièrement noir (b) A.squamosus.
Dernier segment du tarse postérieur entièrement pâle (c) A.pharoensis.
3. Tarse postérieur avec, au moins, les deux derniers segments entièrement pâles (d,e,f,g) 4.
Tarse postérieur avec tous les segments noirs (h) ou annelés de pâle aux articulations (k) 7.
4. Fémurs et tibias tâchetés de pâle (m) 5.
Fémurs et tibias concolores, non tachetés de pâle (n) 6.
5. Les trois derniers segments du tarse postérieur entièrement pâles (d) A.maculipalpis.
Les deux derniers segments seulement du tarse postérieur entièrement pâles (e) A.pretoriensis.
6. Troisième article du tarse postérieur avec une bande noire plus petite que la moitié de l'article (f) A.coustani.
Troisième article du tarse postérieur avec une bande noire plus grande que la moitié de l'article (g) : A. rufipes.
7. Tarse antérieur annelé de pâle aux articulations (p) A.gambiae.
Tarse antérieur non annelé de pâle aux articulations (r) 8.
8. Base de la première nervure noire (s) A.nili.
Base de la première nervure pâle (t) A.funestus.

DESCRIPTION RAPIDE DES ESPECES.

I/ A.coustani Laveran 1900

Synonymes : A.mauritianus.
A.paludis var. similis.

Adulte

- palpes ♀ : touffus . 4 bandes pâles, étroites.
- costa : 2 petites taches pâles.
- Base de la 1ère nervure : noire.
- Fémurs et tibias antérieurs : taches pâles aux extrémités.
- Tarse postérieur : I : large anneau pâle à la base et à l'apex
II : 1/3 apical pâle.
III: 2/3 apicaux pâles.
IV,V : entièrement pâles.

Larve

- soies clypéales internes : contigües, simples.
- " " externes : en touffe de 40-60 branches.
- soies mésothoraciques : simples toutes les deux.
- soies palmées abdominales : 10-15 folioles à filament rudimentaire.
- plaques abdominales : petites, 1 plaque accessoire.
- peigne : dents courtes.

II/ A.funestus Giles 1900

Synonymes : Anopheles minuta.
Myzomyia funesta. (I)

Adulte

- palpes ♀ : 3(parfois 4) bandes pâles très étroites.
- costa : 4 taches pâles. I/4 basal entièrement noir.
- base de la Ière nervure : pâles.
- fémurs et tibias antérieurs : noirs . Parfois une petite tache pâle à l'apex du tibia.
- tarse postérieur : entièrement noir.

Larve

- soies clypéales internes : bien séparées, simples.
- " " externes : simples.
- soies mésothoraciques : simples toutes les deux.
- soies palmées abdominales : filaments bien développés.
- plaques abdominales : très larges, couvrant presque tout le segment.
- peigne : irrégulier, quelques dents longues et denticulées.

(I) Pour toutes ces espèces d'A.O.F. sont donnés non tous les synonymes mais simplement ceux que l'on peut trouver dans la littérature le plus fréquemment. Dans les ouvrages anciens tout au moins.

III/ A.gambiae Giles 1902

Synonymes : Anopheles costalis.
Pyretophorus quadriannulatus.

Adulte

- palpes ♀ : 3 (parfois 4) bandes pâles, l'apicale beaucoup plus développée que les autres.
- costa : 5 taches pâles, dont 2 basales.
- base de la 1ère nervure : pâle.
- fémurs et tibiaux antérieurs : largement tachetés.
- tarse antérieur : largement annelé de pâle aux articulations.
- tarse postérieur : étroitement (mais non toujours) annelé de pâle aux articulations.

Larve

- soies clypéales internes : bien séparées, fines ramifications.
- " " externes : simples ou avec fines ramifications.
- soies mésothoraciques : simples toutes les deux.
- soies palmées abdominales : filament bien développé.
- plaques abdominales : petites, 1 plaque accessoire.
- peigne : dents courtes denticulées et 4-5 dents plus longues, non denticulées.

A.gambiae var. melas

- peigne : toutes les dents de longueur à peu près égale et toutes denticulées.

IV/ A. maculipalpis Giles 1902

Adulte

- palpes $\varnothing$: 3 bandes pâles et nombreuses écailles blanches.
- costa : 6 taches pâles.
- base de la 1ère nervure : pâle.
- fémurs et tibias antérieurs : largement tachetés de pâle.
- tarse postérieur : I : tacheté de pâle.
II : moitié apicale pâle.
III à V : entièrement pâles.

Larve

- soies clypéales internes : séparées, simples ou avec fines ramifications.
- " " externes : simples ou avec une ramification.
- soies mésothoraciques : une simple, une plumeuse.
- soies palmées abdominales : rudimentaires.
- plaques abdominales : petites, 1 plaque accessoire.
- peigne : corps couvert de spicules .

V/ A.nili Theobald 1904

Synonymes : Myzomyia unicolor.
Anopheles umbrosus.

Adulte

- palpes ♀ : étroits, I seule bande à l'apex.^{pâle}
- costa : 3 taches pâles, dont I basale, petite.
- base de la 1ère nervure : noire.
- fémurs et tibias antérieurs : noirs, avec, parfois, une minuscule
tache blanche à l'apex.
- tarse postérieur : noir.

Larve

- soies clypéales internes : contigües, touffues au sommet.
- " " externes : simples.
- soies mésothoraciques : simples toutes les deux.
- soies palmées abdominales : corps arrondi à l'extrémité ,
portant une incision d'où part
un long filament.
- plaques abdominales : larges et étroites, I plaque accessoire.
- peigne : dents de longueur à peu près égale.

VI/ A. pharoensis Theobald 1901

Synonymes : Anopheles maculicosta.
Anopheles albus.

Adulte

- palpes ♀ : touffus, 4 bandes pâles et écailles crème.
- costa : base pâle , 4 taches pâles.
- base de la 1ère nervure : pâle.
- fémurs et tibias antérieurs : tachetés de pâle.
- tarse postérieur : I à IV : large anneau pâle à l'apex.
V : entièrement pâle.
- abdomen : touffes latérales d'écailles.

Larve

- soies clypéales internes : séparées, branchues sur la moitié apicale.
- " " externes : en touffe de 20-45 branches.
- soies mésothoraciques : simples toutes les deux.
- soies palmées abdominales : filament court, souvent tronqué.
- plaques abdominales : moyennes, 1 plaque accessoire.
- peigne : dents courtes, denticulées.

VII/ A.pretoriensis Theobald 1903

Adulte

- palpes 0 : 3 bandes pâles.
- costa : 5 taches pâles.
- base de la 1ère nervure : pâle.
- fémurs et tibias antérieurs : larges mouchetures pâles.
- tarse postérieur : I et II : large bande pâle à l'apex.
III : petite tache pâle à la base , moitié apicale pâle.
IV et V : entièrement pâles.

Larve

- soies clypéales internes : séparées, simples.
- " " externes : simples.
- soies mésothoraciques : une simple, une plumeuse.
- soies palmées abdominales : filament bien développé.
- plaques abdominales : petites, 1 plaque accessoire.
- peigne : dents denticulées.

VIII/ A. rufipes Gough 1910

Synonymes : Nyssorhynchus pretoriensis var. rufipes
Anopheles watsoni.

Adulte

- palpes ♀ : 3 (parfois 4) bandes pâles.
- costa : 5 taches pâles.
- base de la 1ère nervure : pâle.
- fémurs et tibias antérieurs : pâles à l'apex.
- tarse postérieur : I et II : bande pâle à l'apex.

III : bande pâle apicale plus petite que la moitié de l'article.

IV et V : entièrement pâles.

Larve

- soies clypéales internes : séparées, branchues.
- " " externes : branchues.
- soies mésothoraciques : une simple, une plumeuse.
- plaques abdominales : moyennes, I plaque accessoire.
- soies palmées abdominales : pas de prolongement, corps tronqué.
- peigne : irrégulier.

IX/ A.squamosus Theobald 1901

Synonymes : Cellia pretoriensis.
Cellia arnoldi.

Adulte

- palpes Q : touffus, 4 bandes pâles.
- costa : 6 taches pâles.
- base de la 1ère nervure : pâle.
- fémurs et tibias antérieurs : tachetés.
- tarse postérieur : I à IV : bandes pâles à l'apex.
V : entièrement noir.
- abdomen : touffes latérales d'écailles.

Larve

- soies clypéales internes : séparées, branchues sur la moitié apicale.
- " " externes : en touffe de 8-20 branches.
- soies mésothoraciques : simples toutes les deux.
- soies palmées abdominales : filament bien développé.
- plaques abdominales : moyennes, 1 plaque accessoire..
- peigne : dents courtes, non denticulées.

QUELQUES POINTS PARTICULIERS CONCERNANT A. GAMBIAE.

A. gambiae, moustique sauvage à l'origine, est à l'heure actuelle hautement anthropophile. Son comportement dans les habitations demande, avant d'engager une lutte quelconque contre les adultes, à être étudiée soigneusement dans la localité qui fait l'objet d'une campagne antipalustre. On en observe, en effet, des variations très grandes.

Cet Anophèle peut demeurer dans les habitations, où il s'alimente, jour et nuit, jusqu'à ce que la maturation des oeufs étant effectuée, les femelles aillent pondre dans le gîte le plus proche.

Mais, et c'est le cas le plus fréquent, A. gambiae pénètre dans les habitations le soir venu. Quittant leur abri diurne (cases abandonnées, anfractuosités de rochers ou d'arbres, abris de buissons, puits désaffectés, piles de ponts etc.....) les femelles se dirigent vers 18-20 heures vers les lieux de leur repas de sang. Nos expériences ont montré que les moments où elles se gorgeaient le plus volontiers se plaçaient, la nuit, entre 23 heures et 1 heure et, le matin, entre 5 et 6 heures. Leur repas de sang terminé, les femelles se posent, non sur les murs la plupart du temps, mais derrière les meubles, sous les chaises, les tables, les taras, les lits (et, là, elles adoptent une position perpendiculaire au support, soutenues par leurs pattes antérieures et moyennes, les pattes postérieures pendantes), dans les plis des vêtements accrochés, les plis des tentures etc..... La majorité des Anophèles ont quitté les habitations vers 8 heures du matin, les Moustiques restant représentant un très faible pourcentage de la fréquentation nocturne totale.

Ces A. gambiae demeurant dans les habitations devroient, dans la journée, être recherchés non sur les murs mais dans tous les endroits des habitations se trouvant à l'abri de la lumière et du vent. C'est cette habitude de repos qui permet de comprendre peut-être l'échec des insecticides projetés, même en très grandes quantités, uniquement sur les murs.

A. gambiae var. melas.

C'est la variété de gambiae vivant, à l'état larvaire, et nymphal, dans les gîtes saumâtres pouvant contenir jusqu'à 47,6 grammes de sel par litre (150 % d'eau de mer).

La différenciation d'avec A. gambiae est assez difficile.

Elle peut se faire biologiquement, en faisant l'élevage des larves capturées (les larves d'A. gambiae ne pouvant pas se développer dans une eau contenant plus de 11,9 grammes de sel par litre).

Elle peut se faire morphologiquement, par l'étude comparée des oeufs et des peignes du segment abdominal VIII chez la

larve. Les adultes sont, jusqu'à présent, indiscernables.

L'étude de la différenciation entre mélas et gambiae est loin d'être terminée et de nombreux chercheurs y travaillent. Elle est, de toute façon, affaire du spécialiste.

RECONNAISSANCE RAPIDE DE A.GAMBIAE ET A.FUNESTUS, A L'ETAT
LARVAIRE, SUR LE TERRAIN.

I/ A.gambiae

Les jeunes larves sont noires et présentent une collerette claire très nette. Cette collerette se trouve jusqu'au 3ème stade. Les larves adultes sont, suivant leur nourriture, beige clair ou grisâtres. La tête est moins large que le thorax.

Les larves se tiennent, en général, sur les bords des gîtes et se déplacent très rapidement dans toutes les directions lorsqu'elles sont effrayées.

2/ A.funestus

Les larves, jeunes et adultes, sont noires sans aucune ornementation apparente.

L'ensemble de la tête et du thorax forme un triangle dont le clypeus est la pointe.

Les larves sont très difficiles à trouver car la moindre vibration près du gîte les fait plonger d'un mouvement rapide et il faut attendre longtemps qu'elles remontent à la surface.

Pour repérer facilement les larves, il faut troubler la surface de l'eau sur laquelle elles se détacheront bien une fois remontées. Le meilleur procédé consiste dans l'emploi du crésyl qui donne à la surface du gîte une couche blanchâtre sur laquelle les larves apparaissent en noir ou en gris foncé.

I LES GITES LARVAIRES I

Nous avons vu, dans un précédent paragraphe consacré au développement des Moustiques, quel en était le cycle. Nous n'y reviendrons pas particulièrement en ce qui concerne les Anophèles, leur cycle n'étant pas différent, dans ses grandes lignes, de celui des autres Culicidae.

Nous nous étendrons, par contre, plus longuement sur leurs gîtes larvaires qui il est très important de bien connaître lorsqu'on veut mener une lutte serrée contre les vecteurs du Paludisme.

Diverses classifications des gîtes ont été proposées mais nous pensons que celle que nous donnons ici correspond le mieux à la réalité des faits et permet, plus rapidement et plus simplement, l'organisation d'une campagne sinon d'éradication du moins d'assainissement.

Nous diviserons donc les gîtes Anophéliens en deux grands types :

les gîtes organiques.

les gîtes inorganiques.

(A) - LES GITES ORGANIQUES.

Les gîtes organiques sont les collections d'eau, stagnante ou courante, pourvues de végétation. Celle-ci peut être composée soit de végétation verticale seule, soit de végétation horizontale, flottante ou submergée, soit enfin de ces deux types de végétation à la fois. Nous comprenons, sous le vocable : végétation horizontale flottante ou submergée, aussi bien les plantes à fleurs et fruits que les mousses et algues qui sont très souvent rencontrées dans ce type de gîtes.

La décomposition des végétaux charge fortement ces collections d'eau en matières organiques dissoutes pouvant atteindre de très gros pourcentages. A partir d'un seuil, qui doit être déterminé pour chaque type de végétation, l'excès de matières organiques ralentit puis supprime la vie de la faune anophélienne. Ce " vieillissement " du gîte est chose courante et facile à voir, particulièrement en fin de saison des pluies.

Les gîtes organiques sont des gîtes permanents ou, parfois, semi-permanents. Ils ne dépendent pas, en effet, des

eaux de précipitations mais sont alimentés par les eaux d'origine souterraine ou, accessoirement, les eaux de ruissellement. Leur importance en sera, dans ce cas, saisonnière.

La faune de ces gîtes est très abondante, la faune culicidienne très riche. A côté de nombreux Culex, Taeniorhynchus, Aedes, tous les Anophèles cités dans cet ouvrage s'y développent. On y trouve, en outre, nombre de larves de Coléoptères, Hémiptères, Névroptères, larves prédatrices dont le développement entraîne souvent une réduction de la faune anophélienne.

Ces gîtes organiques sont très divers. Ils comprennent :

les marigots, les rivières herbeuses, les marécages, les lacs, les zones d'inondation des fleuves, les plans d'eau stagnante servant à l'arrosage des cultures sur planches de terre rapportée et, gîte extrêmement riche et très répandu en A.O.F., les champs de Pistia stratiotes (ou " laitue d'eau ", ou " chou de lagune ") toujours accompagnés d'une forte endémicité palustre et gîte de choix pour les Taeniorhynchus.

les trous de rats et les trous de crabes sont également des gîtes organiques, les matières organiques étant fournies par la décomposition des racines des plantes les entourant. Il en est de même pour les anfractuosités des arbres, la décomposition de l'écorce chargeant l'eau en matières organiques dissoutes.

A. gambiae et A. funestus se trouveront dans tous ces gîtes, ~~ainsi que dans les~~

A. coustani, A. maculipalpis, A. pharoensis et A. squamosus dans les marais et marécages de grande étendue.

A. nili, A. rufipes le long des berges des rivières, accrochés à la végétation ou dissimulés dans les débris végétaux dans le cours même des rivières.

A. pretoriensis sur les bords des rivières à eau courante.

(B) - LES GITES INORGANIQUES.

Ils sont caractérisés par l'absence de toute végétation vivante ou en décomposition. Ce sont des gîtes temporaires car ils dépendent étroitement du régime des pluies et de l'évaporation (à l'exception, cependant, des bords, dépourvus de végétation, des marigots et rivières, des flaques résiduelles sur argile, seul vestige, pendant la saison sèche, de nombreux marigots, et des puits).

La faune est très pauvre. En dehors des Stegomyia, peu de Culicidae. Les Anophèles sont représentés, sauf très rares exceptions, par A. gambiae seul.

Ces gîtes peuvent se diviser en :

(a) - GITES DOMESTIQUES.

gîtes situés soit dans les concessions soit dans leur pourtour immédiat :

bassins de ciment, puits, tines et tonneaux d'eau, vieilles boîtes de conserves, amas de ferrailles, ustensiles ménagers désaffectés etc.....

(b) - GITES PERIDOMESTIQUES.

gîtes placés nettement en dehors des concessions mais dont l'origine est dans la présence ou un travail de l'homme :

sillons des terres labourées, chambres d'emprunt à banco ou à terre de culture, ornières de charroi, empreintes de pieds et empreintes d'animaux (aux bords des mares, des rivières...), canaux d'irrigation, fossés d'écoulement, drains ouverts et, en général, tous travaux d'assainissement mal conçus ou mal exécutés.

A ces gîtes "humains" - domestiques et péri-domestiques - il convient d'ajouter les flaques de pluie sur argile ou sur cuirasse latéritique (ou tout terrain à sous-sol imperméable) qu'un assèchement naturel par évaporation et lié au rythme (et non à la quantité) des précipitations préservera de toute colonisation végétale.

Nous nous élèverons contre la notion de gîte type, notion qui consiste à affecter un Anophèle donné d'un type de gîte préférentiel déterminé. Les recherches que nous avons faites nous ont montré que cette notion est sujette à de telles exceptions que celles ci finissent par être la règle :

En dehors de A.gambiae, dont l'ubiquité et l'éclectisme sont connus et dont nous avons pu apprécier l'indifférence totale vis à vis de la qualité des gîtes, en voici trois exemples :

A.pharoensis, considéré comme exigeant la présence d'une végétation fournie,

a été trouvé dans le Nord de la Haute Volta et au Soudan, en saison sèche, dans des flaques résiduelles, boueuses, totalement dépourvues de végétation. En très grand nombre et à tous les stades de son développement.

rivières, A.nili, considéré comme gisant dans les ruisseaux et
a été trouvé, plusieurs fois, dans des puits,
de même que, associé à A.gambiae, A.rufipes.

- - - - -

TECHNIQUES ENTOMOLOGIQUES -

I/ - INDICE MAXILLAIRE.

(Planche 9)

L'indice maxillaire des Anophèles, qui présente en Europe, comme l'ont montré magistralement les travaux du Professeur E. ROUBAUD, une très grande importance dans la prophylaxie du Paludisme par l'établissement des espèces anthropophiles (piquant l'homme) et zoophiles (piquant les animaux), doit être recherché pour les espèces africaines.

La technique de l'établissement de l'indice maxillaire est simple :

On sépare du reste du corps la tête de l'Anophèle femelle dont on sectionne les palpes (Fig. I, 2) et les antennes (Fig. I, 1).

On dépose sur une lame la tête, au milieu d'une goutte de lactophénol

(Acide phénique crist.....	1 gr.
Acide lactique	1 gr.
Glycérine	2 gr.
Eau distillée	1 gr.)

et l'on porte à l'ébullition en passant rapidement plusieurs fois sur la flamme d'une lampe à alcool, en prenant bien soin, toutefois, d'éviter l'évaporation complète de la goutte de liquide. Cette opération sépare les différentes pièces buccales les unes des autres.

On recouvre ensuite d'une lamelle et l'on repère, à faible objectif, au microscope, les maxilles. Celles-ci (Fig. I, 6) se distinguent facilement des autres pièces buccales : labre-épipharynx (Fig. I, 3), mandibules (Fig. I, 4), hypopharynx (Fig. I, 5), et labium (Fig. I, 7), par les dents qu'elles portent à leur extrémité.

En employant toujours le même grossissement (l'immersion à I/I2 donne d'excellents résultats), on compte les dents de l'extrémité de chaque maxille (Fig. 2). Il est, en général, rare de trouver le même nombre de dents pour chaque maxille. Pour avoir l'indice maxillaire individuel de la femelle examinée, on ajoute le nombre de dents de chaque maxille et l'on divise le total par deux.

Exemple :

maxille I : 12 dents
maxille 2 : 15 dents

total : 27 dents

indice maxillaire : $27/2 = 13,5$

L'indice maxillaire global d'une espèce doit être établi au moins sur une centaine d'exemplaires. On le calcule en ajoutant les indices maxillaires individuels de tous les exemplaires examinés et en divisant le total obtenu par ce nombre d'exemplaires.

La représentation graphique de l'indice maxillaire s'obtient en portant en ordonnées (sens vertical) les fréquences à 100 et en abscisses (sens horizontal) soit le nombre de dents par maxilles, soit les indices maxillaires individuels (graphique).

L'indice maxillaire est indépendant de la taille des moustiques. De petites espèces peuvent avoir un indice maxillaire avoisinant 16 alors que des espèces de grande taille ne dépassent pas 12 ou 13. ROUBAUD a montré ce fait chez les Anophèles d'Europe, démonstration confirmée par TOUMANOFF sur les Anophèles d'Extrême-Orient, et que nous avons établie pour ceux d'A.O.F.

2/ - DETERMINATION DU SANG INGERE PAR LES FEMELLES.

Il peut être très important, lorsqu'on étudie le rôle vecteur d'une espèce, de déterminer avec précision quelles sont ses préférences trophiques, c'est à dire les préférences alimentaires qu'elle manifeste vis à vis de tel ou tel hôte. Les renseignements fournis par les lieux de captures des adultes et par leur indice maxillaire sont le plus souvent insuffisants et il convient de vérifier la nature du sang qui se trouve dans le tractus intestinal.

Si la forme des hématies permet de dire que l'on a affaire à du sang de reptile ou d'oiseau, par contre elle n'est d'aucun secours pour affirmer que l'on se trouve en présence de sang de boeuf, de mouton ou d'homme.

Il faut, dans un but de détermination précise, s'adresser à la méthode des précipitines, basée sur le principe suivant :

" si l'on ajoute à un animal donné A le sérum d'un animal d'espèce différente B, le sérum de l'animal A (ou antisérum),
" extrait après un certain temps, un précipité dans le sérum de l'
" animal B. "

Nous n'entrerons pas dans le détail technique de la préparation des antisérums et du diagnostic du sang ingéré par les Anophèles, qui sont du domaine d'un laboratoire déjà bien équipé. Nous renvoyons à la littérature sur ce sujet, citée dans la bibliographie.

3/ - RECHERCHE DES HEMATOZOAIRES.

La recherche des Hématozoaires du paludisme dans le corps du Moustique est le complément indispensable à toute enquête anophélienne.

Les hématozoaires du paludisme ont, en effet, un cycle à deux hôtes :

1'Homme

le Moustique.

Le cycle asexué (scizogonie) s'effectue chez l'Homme, le cycle sexué (sporogonie) chez l'Anophèle.

Un Anophèle A, infecté, piquant un homme I, lui inocule les hématozoaires sous forme de sporozoïtes. Ceux-ci, en pénétrant à l'intérieur des hématies, se développent en donnant un schizonte (ou trophozoïte), petite masse plus ou moins sphérique, mobile.

Ce schizonte grossit peu à peu et, arrivé à sa taille maxima, divise son noyau en plusieurs petits noyaux secondaires, chacun s'entourant d'une petite masse de protoplasma. Cette forme est appelée corps en rosace ou corps mûriforme.

L'éclatement de l'hématie parasitée libère les éléments des corps en rosace dans le sang circulant. Ceux-ci, les mérozoïtes, vont envahir de nouvelles hématies et le cycle schizogonique recommencera. Les corps en rosace (générateurs de l'accès fébrile) entretiennent donc l'autoinfestation de l'homme.

Un certain nombre de schizontes se différencient en éléments sexués : les microgamétocytes O^7 et les macrogamétocytes Q qui attendent d'être absorbés par un anophèle pour continuer leur cycle et représentent donc le véritable élément de la transmission du Paludisme.

Absorbés par un Anophèle B, les gamétocytes se transforment : en émigrant dans l'estomac : les microgamétocytes poussent des flagelles ou microgamètes qui se dirigent vers les macrogamétocytes. Chaque microgamète pénètre dans un gamétocyte Q et le féconde, le résultat de cette fécondation étant le macrogamète qui devient mobile, s'allonge et donne le zygote (ou ookinète).

Le zygote gagne la paroi de l'estomac, s'y enfonce et prend une forme sphérique en s'entourant d'une cuticule : c'est la forme kystique ou oocyste. Dans cet oocyste les noyaux vont se

multiplier, le protoplasme va se différencier en filaments; chaque filament entourera un noyau pour donner ainsi les sporozoïtes. L'éclatement des oocystes va libérer les sporozoïtes qui gagnent les glandes salivaires. L'Anophèle B en piquant l'homme 2 lui inoculera, avec sa salive, ces sporozoïtes qui recommenceront un nouveau cycle schizogonique.

Le développement, dans le corps de l'Anophèle, dure environ 10 jours mais il est étroitement lié à la température et ne peut s'effectuer en dessous de 17°5 pour *P. falciparum*, 20° pour *P. vivax* et 16° pour *P. malariae*.

ANOPHELE A

HOMME I

Sporozoites

Schizontes

Mérozoïtes

Microgamétocytes
Macrogamétocytes

Corps en rosace

SCHIZOGONIE

ANOPHELES B

HOMME 2

Microgamètes

Macrogamètes

Zygotes

Cocystes

Sporozoites

SPOROGENIE

Dissection . (Planche 9.)

La dissection des Anophèles pour la recherche des Hématozoaires comprend 2 temps :

1° isolement de l'estomac (Fig.3, Est.)

1° isolement des glandes salivaires (Fig.3, gs)

- a) - La femelle doit être tuée, de préférence après qu'elle ait digéré le sang, soit par les vapeurs d'ether, de xylol ou de chloroforme, soit plus simplement par la fumée de tabac .
- b) - Elle est ensuite placée sur une lame dans une goutte d'eau physiologique, le tout étant disposé sur la platine d'une loupe binoculaire (la dissection peut également se faire avec une loupe à main).
- c) - estomac - après avoir enlevé les ailes et les pattes, on place l'insecte sur le dos puis l'on fait deux encoches de chaque côté de l'abdomen (Fig.4, a et b) le plus près possible de l'extrémité postérieure.
- d) - en maintenant le thorax avec une aiguille montée, on tire doucement avec une autre aiguille le dernier segment de l'abdomen, en entraînant l'intestin avec les tubes de Malpighi puis l'estomac et l'oesophage.
- e) - on sépare l'estomac et on le transporte sur une autre lame dans une goutte d'eau physiologique. On recouvre d'une lamelle et on examine au microscope . On reconnaît facilement les oocystes, arrondis, très pigmentés (Fig.6). On peut, également, sur la lame, faire un étalement de l'estomac, fixer à l'alcool méthylique et colorer ensuite au Giemsa .
- f) - glandes salivaires - on pose une aiguille montée sur la tête, que l'on maintient, et l'on exerce, sur le thorax, de petites tractions vers l'abdomen (Fig.5) en se rappelant que les glandes salivaires (gs) sont situées à la partie inférieure du thorax, au dessus de la 1ère paire de pattes . Les glandes salivaires restent accrochées à la tête et apparaissent, sur fond noir, blanches et brillantes.
- g) - on les isole, on les transporte sur une lame au milieu d'une goutte d'eau physiologique puis, après dilacération et frottis, on dessèche, on fixe et on colore. Les sporozoites se présentent comme des corps fins et allongés, en forme de croissant ou de banane (Fig.7).

Le débutant sera souvent enclin à considérer comme des oocystes ou des sporozoïtes soit des parasites autres que les hématozoaires soit des fragments de tissus des organes de l'Anophèle (grandes cellules stomacales, fragments de fibres musculaires). Il faut, en effet, se rappeler que les Anophèles sont susceptibles d'héberger de nombreux protozoaires (Grégarines, Coccidies, Infusoires....) ou des Champignons divers qu'il ne faut pas confondre avec les formes évolutives des Plasmodium du Paludisme (

RECOLTE, ELEVAGES, CONSERVATION, MONTAGE et EXPEDITION DES ANOPHELES.

RECOLTE.

Adultes - Ceux-ci seront capturés à l'aide de tubes à essais. Un morceau de coton cardé (et non de coton hydrophile) séparera chaque exemplaire du suivant mais sans les comprimer de façon à ne pas briser les pattes ou enlever les écailles des ailes. Ils seront tués, le tube étant plein, par les vapeurs d'éther, de chloroforme, de xylol ou, simplement, à la fumée de tabac.

On peut, le soir, capturer les adultes, à la lampe, en les récoltant sur une pièce de drap blanche posée sous la lampe et la débordant largement.

Il est, enfin, possible de faire des captures importantes dans les habitations ou les refuges en vaporisant du fly-tox qui étourdit les Moustiques. Ceux-ci sont recueillis sur une pièce de tissu blanc tendu aux quatre coins par des moustiquiers au dessous de l'endroit où l'on effectue la pulvérisation.

Larves et nymphes - Les larves et nymphes seront récoltées dans les gîtes au moyen de simples louches émaillées blanches. Le manche de celles-ci sera muni d'un long bambou qui permettra, ainsi, de faire des captures assez loin des bords du gîte si la profondeur de l'eau n'en permet pas l'accès.

Un excellent procédé de capture consiste dans l'emploi des plateaux à stérilisation en émail blanc. Ils permettent, en déprimant la surface de l'eau, de recueillir de nombreuses larves et nymphes qui seront attirées violemment dans le plateau lorsque celui-ci se remplira. Ce procédé a l'avantage de faciliter l'établissement du pourcentage de densité larvaire.

Il est surtout très pratique lorsqu'on a affaire à des collections d'eau couvertes d'algues ou mousses, ou de Pistia stratiotes et, en général, dans tout gîte à végétation abondante.

Oeufs - La meilleure manière de les récolter consiste à racler la surface de l'eau avec un morceau de papier filtre (ou de soie fine) sur lequel ils adhèrent. Il suffit alors de les placer dans un tube pour ramener ce matériel au laboratoire.

Transport des larves et nymphes au Laboratoire.

Pour ramener vivantes et en bon état les larves et nymphes au Laboratoire aux fins d'élevage, il suffit de prendre certaines précautions surtout si la distance entre le gîte et le laboratoire est grande.

Une technique à recommander réside dans l'emploi d'un flacon à large goulot dont le bouchon, en liège ou caoutchouc, est traversé par un tube capillaire (Pl. 10, fig. a 1). On prendra soin que le tube ne soit pas trop enfoncé dans le flacon de façon que, dans toutes les positions, l'eau ne pénètre pas dans le tube et ne s'écoule pas à l'extérieur (Pl. 10, fig. a 2).

Si l'on prend la précaution d'ajouter à l'eau des fragments d'algues, de mousses ou d'herbes sur lesquelles les larves peuvent se fixer, on peut rapporter, intactes et sur de longs trajets, de grandes quantités de larves et nymphes au Laboratoire.

ELEVAGE

Premiers stades -

Pour les oeufs et les larves la technique est très simple. Il suffit de les placer dans un cristalliseur rempli d'eau. Une alimentation convenable sera placée dans le cristalliseur (farine de son, farine de biscuit, poudre d'écorce d'arbre...) dans lequel on ajoutera quelques mousses ou algues (que l'on changera fréquemment pour éviter la pollution de l'eau par putréfaction),

On a très souvent intérêt à pratiquer l'élevage individuel des larves. Dans ce cas, chaque larve sera placée dans un petit récipient (contenant également de la nourriture) : les couvercles de tubes de BORREL font parfaitement l'affaire. On prendra soin de numérotter chaque larve. La dépouille larvaire, portant le même numéro que la larve, sera transportée dans un petit tube contenant de l'alcool à 70° et conservée pour montage ultérieur.

La nymphe éclosée sera placée dans un petit tube en verre (type tube à hémolyse) contenant un peu d'eau et une brindille de bois qui permettra à l'adulte de sortir de la nymphe en s'y accrochant (Pl. IO, fig. b). La dépouille nymphale sera recueillie et transportée dans un tube contenant la dépouille larvaire. On possèdera ainsi tous les états d'un anophèle donné.

Adultes -

Pourvu que l'on prenne quelques précautions, il est facile d'élever des Anophèles adultes en Laboratoire. On placera les mâles et les femelles dans une cage en tulle moustiquaire (cage de ROUBAUD), à raison de 1 mâle pour 4 à 5 femelles; un morceau de coton hydrophile imbibé d'eau sucré assurera l'humidité nécessaire et l'alimentation des mâles. Les femelles seront nourries, tous les jours ou tous les deux jours, sur le bras d'un volontaire ou, à défaut, sur un cobaye (mais elles piquent celui-ci beaucoup moins volontiers que l'homme).

Les femelles fécondées seront isolées chacune dans une cage en tulle. On disposera dans celle-ci une coupelle en verre (ou une boîte de PETRI) recouverte de papier filtre imbibé d'eau sur lequel la femelle viendra déposer ses œufs. On pourra accélérer le déclanchement de la ponte en secouant la cage.

Si l'on ne dispose pas d'un grand nombre de cages pour isoler les femelles, on peut placer chaque femelle dans un tube à essais dont le fond sera garni d'un morceau de coton hydrophile ou de papier filtre imbibé d'eau. La ponte s'y effectue très bien.

Les œufs seront comptés puis placés dans un cristalliseur contenant de l'eau soit immédiatement soit après quelques jours si l'on veut étudier la résistance à la dessiccation par exemple.

La femelle sera nourrie tout de suite après la ponte puis, ensuite, régulièrement, plusieurs pontes pouvant se succéder à des intervalles variables.

CONSERVATION -

Adultes -

Les adultes seront conservés soit dans l'alcool à 70° soit à sec, piqués, au moyen de fines aiguilles appelées " minutes ", dans une boîte à collection ou, tout simplement, dans un petit tube en verre sur la face inférieure du bouchon.

Un adulte provenant d'un élevage devra porter le même numéro que celui de ses dépouilles larvaire et nymphale.

Un adulte capturé devra être accompagné d'une petite

étiquette indiquant la date, le lieu et l'heure de la capture.

Oeufs, Larves et Nymphes -

Les oeufs, larves et nymphes seront conservés dans de l'alcool à 70° auquel on aura ajouté quelques gouttes de glycérine.

MONTAGE -

a) Adultes -

Chez les anophèles adultes on monte, entre lame et lamelle, l'hypopygium mâle et l'armature pharyngienne de la femelle.

Hypopygium -

On sectionne les derniers segments de l'abdomen et on les laisse macérer quelques jours à froid (ou quelques minutes à chaud) dans le liquide de Gater 1, fixateur et éclaircissant :

eau distillée.....37 cc.

hydrate de chloral.....57 gr.

acide acétique crist.....6 cc.

On porte ensuite sur une lame dans une goutte de liquide de Gater 2, liquide de montage :

eau distillée.....10 cc.

gomme arabique.....8 gr.

hydrate de chloral.....74 gr.

sirop de glucose.....5 gr.

acide acétique crist.....3 gr.

On dissèque à la loupe et l'on recouvre d'une lamelle.

Armature pharyngienne -

La technique est la même mais c'est la tête que l'on fait macérer dans le Gater 1 et que l'on dissèque ensuite.

b) Oeufs -

Ils seront légèrement colorés à la fuschine basique puis montés, entre lame et lamelle, dans le Gater 2.

c) Larves et Nymphes =

I/ vivantes -

Elles seront montées directement dans le Gater 2 entre lame et lamelle.

2/ mortes, et dépouilles -

au sortir de l'alcool elles seront plongées dans le Gater 1 (de quelques heures à quelques jours suivant le temps qu'elles ont passé dans l'alcool) puis montées, entre lame et lamelle, dans le Gater 2.

De très nombreuses formules ont été données de liquides fixateurs, éclaircissants et de montage. L'expérience nous a montré que, sous ces climats, les deux liquides de Gater étaient ceux qui convenaient le mieux.

Le Baume de Canada peut rendre de grands services mais il a le désavantage d'exiger une déshydratation préalable du matériel à monter, ce qui, par les manipulations qu'on leur fait subir, abîme souvent les larves et les nymphes qui deviennent inutilisables pour des études morphologiques.

EXPEDITION -

Le meilleur procédé d'expédition des adultes à sec est de les conserver dans le tube ayant servi à leur capture. Plusieurs tubes peuvent être réunis dans une petite caissette, bien séparés les uns des autres par du coton cardé, de la sciure ou de la paille, et envoyés ainsi au laboratoire central avec un bordereau portant les indications relatives à la capture.

Pour les adultes, les larves et les nymphes dans l'alcool glycéринé, ils seront disposés soit en lot unique dans un petit tube à hémolyse (un petit morceau de coton cardé étant interposé entre deux couches d'alcool à 70° glycéринé, Pl. IO, fig. d), soit, dans un tube à essais, en plusieurs lots soigneusement isolés les uns des autres par du coton cardé (Pl. IO, fig. e). Les tubes porteront, à l'intérieur, un morceau de papier portant, au crayon, les indications sur la capture, les caractéristiques du gîte.... Les bouchons seront recouverts de paraffine pour éviter l'évaporation de l'alcool.

- - - - -

- PROPHYLAXIE DU PALUDISME -

Les principes directeurs de la prophylaxie du Paludisme sont :

- 1°- Lutter contre le parasite.
- 2°- Rompre le contact entre l'Anophèle et l'homme, c'est à dire
 - (a) empêcher l'Anophèle de piquer l'homme.
 - (b) éliminer l'Anophèle.

La lutte contre le parasite, comprenant d'une part la prophylaxie médicamenteuse d'autre part le traitement des paludéens, ne sera pas traitée dans ce petit guide, étant l'affaire du médecin.

-(a)- La protection contre les piqûres des Anophèles a pour but d'élever entre l'homme et le vecteur des barrières soit naturelles soit artificielles destinées à empêcher les hématozoaires d'être véhiculés du moustique à l'homme et de l'homme au moustique, brisant ainsi le cycle évolutif des Plasmodium.

Cette protection est principalement question de discipline individuelle et collective. Bien observée, elle peut, dans les régions endémiques ou hyperendémiques, donner d'excellents résultats.

Les mesures de protection sont de plusieurs sortes, nous n'en ferons qu'une rapide énumération.

-1- procédés défensifs.

- emploi de substances répulsives : pommades camphrées, essence de citronnelle, diméthylphthalate, indalone, isopropyl-cinnamate. Toutes ces substances ne sont pas également valables pour toutes les espèces d'Anophèles et il faudra, donc, avant de les utiliser largement, s'assurer de leur efficacité contre le vecteur en cause.

- grillage des ouvertures des habitations. Ces ouvertures devront se trouver, si possible, sur les façades non soumises aux vents dominants qui assurent une dispersion plus étendue des Anophèles.

- emploi d'une moustiquaire, dont les mailles devront être assez fines pour empêcher la pénétration aussi bien des Moustiques que des autres Diptères piqueurs (Simulies, Phlébotomes...)

- s'éloigner des gîtes. Monter, si cela est faisable, à une certaine altitude. Interposer un écran animal (porcherie, parc à bétail) entre les gîtes et soi (mais cette mesure n'est pas valable indistinctement pour tous les Anophèles).

- débrousser et niveller le terrain autour des habitations sur plusieurs centaines de mètres, les Anophèles utilisant les plantes basses, les buissons, les replis de terrain comme lieux de pause au cours de leur progression.

-ii- procédés offensifs.

- captures manuelles, ou à l'aide de pièges divers, des adultes.

- emploi de pulvérisations de pyrèthre, pétrole-DDT, thérébentine-DDT, Gammexane et, en général, de tous insecticides liquides. Utilisation des bombes à aérosols.

- ne pas détruire les chauve-souris, araignées, lézards, oiseaux qui se nourrissent de Moustiques et on sont donc des ennemis naturels.

-(b)- Elimination des Anophèles.

-A- Adultes.

Les adultes seront détruits par pulvérisations d'insecticides, ces mesures rentrant dans la catégorie des procédés offensifs cités ci-dessus.

Le DDT, insecticide de contact, pourra s'employer en solution dans le pétrole, en émulsion aqueuse ou en aérosol. Les pulvérisations se feront à raison de 300 à 400 mg par m² mais devront être effectuées aussi bien sur les murs que dans tous les coins sombres, sous les tables, chaises, lits.....

Le Gammexane sera utilisé de la même façon. Il semble appelé, en Afrique, à soulever de plus grands espoirs que le DDT dont l'action contre *A. gambiae* n'est pas remarquable.

-B- Premiers stades.

La lutte contre les premiers stades des Anophèles se répartit en trois catégories de mesures :

- (1)- Mesures chimiques.
- (2)- Mesures mécaniques.
- (3)- Mesures biologiques.

-(I)- Mesures chimiques.

- pulvérisation, sur les gîtes, d'huiles de pétrole. Ne peuvent être employées lorsqu'on a affaire à des eaux d'usage domestique. Leur action peut être augmentée par l'addition de DDT.

- épandage de Vert de Paris (acéto-arséniate de Cuivre à 58 % d'arsenic) détrôné par le DDT mais excellent larvicide en ce qui concerne les larves et nymphes de *Stegomyia* et *Anophèles*. Il est utilisé à raison de 1 kg 200 environ à l'hectare, mélangé à des poussières (sable, craie, latérite, chaux, sciure...) ou en émulsion dans du pétrole (2 pour 4).

pulvérisations de pyréthre-huile, de Gammexane....

-(2)- Mesures mécaniques.

Il est évident que le stade idéal à atteindre serait l'assèchement total des gîtes mais c'est une mesure radicale qui est, le plus souvent impraticable, soit que la nature du sol ne s'y prête pas, soit que les eaux soient, d'une façon ou d'une autre, à usage domestique.

- drainages. Ils ont pour but d'éliminer la surface d'eau avec assez de rapidité pour que les stades aquatiques des *Anophèles* n'aient pas le temps de s'effectuer. Souterrains, ou à ciel ouvert, les drains doivent être construits avec le maximum de soin car, le plus souvent, un drainage mal fait est source de nouveaux gîtes. Leur forme, leur dimension, leur direction et leur pente doivent être calculés soigneusement en fonction de la nature du sol et de l'usage ultérieur qui sera réservé au terrain drainé. Aux drains peuvent être adjoints, dans les régions côtières, des stations de pompage qui refoulent les eaux vers la mer.

- comblements. On a intérêt, dans certains cas, et surtout lorsqu'ils ne sont pas trop vastes, à combler les gîtes. On peut utiliser alors les ordures ménagères, de la terre rapportée, de la boue (colmatage), du limon et installer ensuite des cultures sur ce terrain récupéré.

- Lorsqu'on a affaire à des eaux à usage domestique, les procédés précédents ne peuvent évidemment être employés.

Si l'on se trouve en présence de citernes ou réservoirs, il suffira de les grillager soigneusement.

Pour les ruisseaux, rivières et, en général, toute eau courante, diverses techniques seront utilisées :

- désherber soigneusement les rives et le cours (faucardage), approfondir le lit, régulariser le cours en évitant les sinuosités.

- consolider les berges pour éviter leur entraînement par le courant, ce qui donnerait naissance à des anses favorables au développement anophélien.

- faire varier régulièrement (deux fois par semaine) le niveau de la surface des eaux en employant de petites vannes installées dans le cours : l'eau, en se précipitant dans le lit, balaie les larves et nymphes.

- empêcher, de toute façon, les stagnations : toute collection d'eau immobile est un gîte en puissance.

-(3)- Mesures biologiques.

- Dans le cas des gîtes saumâtres où se développe *A.gambiae* var. *melas*, un apport d'eau de mer, régulier, pourra empêcher les larves et nymphes de se développer. Cet apport est réalisable : on favorisera la montée de la marée dans les gîtes en ouvrant largement les gîtes vers la mer.

- Le débroussaillage autour des gîtes, donnant ainsi accès au soleil, n'est pas à conseiller en A.O.F. Efficace contre *A.funeatus* et *A.rufipes*, elle aurait le désavantage de favoriser la ponte de *A.gambiae*.

- On pourra utiliser des ennemis naturels des Anophèles, dont on favorisera le développement dans les gîtes :

Poissons (poisson-million, gambusia, cyprins..)

Coléoptères et Hémiptères aquatiques à larves carnassières.

- Enfin on pourra infester artificiellement les gîtes au moyen de champignons (*Aspergillus*, *Boveria*.....) qui parasitent les larves et entravent leur développement.

Il est bien évident que toutes les mesures que nous venons de citer devront être judicieusement choisies en fonction de la biologie des vecteurs en cause. Une lutte mal exécutée ou à contre-sens fera plus de mal que de bien et pourra entraîner une pullulation anophélienne contre laquelle il sera, alors, très difficile d'envisager des mesures efficaces.

SCHEMA D'UNE ENQUETE ANOPHELIENNE

Date.

Localité, Canton, Subdivision, Cercle, Territoire.

I/- Le vecteur.

- a) Détermination des Anophèles (adultes d'une part, larves d'autre part) présents dans la localité considérée.
- b) Distinction des espèces se nourrissant sur l'homme de celles se nourrissant sur les animaux (par l'établissement de l'index maxillaire et par la détermination du sang ingéré -au moyen de la méthode des précipitines-).
- c) Dissection des femelles capturées pour établir quels sont les Anophèles vecteurs et leur importance relative. Etablissement des index sporozoïtique, oocystique et d'infestation totale.
- d) Repérage des divers gîtes dans un périmètre de cinq kilomètres autour de l'agglomération étudiée. En noter le type (marécage, rivière, puits....) et les caractéristiques (température, acidité-alcalinité -pH-, ensoleillement, végétation, salinité -pour les eaux saumâtres-) ainsi que le type de sol sur lequel ils se trouvent (sable, argile, grès.....).
- e) Etude de l'abondance comparée des adultes dans les habitations et des larves et nymphes dans les gîtes, des proportions relatives des mâles et des femelles dans les différents points de captures.
- f) Recherche des adultes dans les refuges extérieurs (casos abandonnés, porcheries, parcs à bestiaux, trous d'arbres, buissons...).
- g) Détermination des variations saisonnières des Anophèles en établissant des captures régulières dans les mêmes habitations, avec toujours le même nombre de moustiquiers opérant pendant un temps déterminé.
- h) Etablissement d'une carte montrant l'emplacement des gîtes et portant les différents pourcentages calculés.

2/- Le parasite.

- a) Etablissement de l'index splénique chez les enfants.
- b) Etablissement des index hématiques.
- c) Détermination et pourcentage des hématozoaires en cause (falciparum, vivax et malariae).

OUVRAGES A CONSULTER

La littérature mondiale sur les Moustiques étant considérable, nous nous bornerons à citer les ouvrages principaux, laissant de côté les innombrables articles qui paraissent dans les revues scientifiques et médicales, à l'exception de quelques uns d'entre eux présentant une importance particulière.

Par ailleurs, il est extrêmement utile, si l'on étudie la faune culicidienne d'A.O.F. de se reporter à des volumes traitant de Moustiques d'autres régions du globe, nombre de ceux-ci ayant une répartition géographique très vaste et ces volumes apportant d'autre part des renseignements morphologiques, biologiques et techniques précieux pour l'entomologiste ou le médecin.

Ouvrages généraux.

- BOREL, E. Les Moustiques de la Cochinchine et du sud-Annam.
Masson Ed., Paris, 1930.
- BRumpt, E. Précis de Parasitologie.
2 vols., Masson Ed., Paris, 1936.
- DE NEILLON, B. The Anophelini of the Ethiopian Geographical Region.
Johannesburg, 1947.
- EVANS, H. Mosquitoes of the Ethiopian Region. II. Anophelini, adults and early stages.
British Museum, London, 1938.
- HECH, E. Les Moustiques.
Bruxelles, 1927.
- LANGERON, H. Précis de Microscopie.
Masson Ed., Paris, 1946.
- MARTINI, E. Lehrbuch der medizinischen Entomologie.
G. Fisher Ed., Jona, 1946.
- MATHESON, R. Handbook of the Mosquitoes of North America.
Comstock Publ., Ithaca, N.Y., 1944.
- NEVEU-LEMAIRE, M. Traité d'Entomologie Médicale et Vétérinaire.
Vigot Ed., Paris, 1938.

- RILEY, W.A., JOHANNSEN, O.A. Medical Entomology.
Mac Graw-Hill Book Co., New York, 1938.
- RUSSELL, P.F., ROZEBOCK, L.E., STONE, A. Keys to the Anopheline Mosquitoes of the World.
American Entomological Society, Philadelphia, 1943.
- RUSSELL, P.F., WEST, L.S., MANWELL, R.D. Practical Malariaology.
W.B. Saunders Co., Philadelphia, 1946.
- SEGUY, E. Les Moustiques de l'Afrique mineure, de l'Egypte et de la Syrie.
Lechevalier Ed., Paris, 1924.
- SEGUY, E. Les Insectes parasites de l'homme et des animaux domestiques.
Lechevalier Ed., Paris, 1924.
- SENEZET, G. Les Anophèles de la France et de ses Colonies.
Lechevalier Ed., Paris, 1935.
- SMART, J. A Handbook for the Identification of Insects of medical Importance.
British Museum, London, 1943.
- THEOBALD, F.V. A Monograph of the Culicidae or Mosquitoes.
British Museum, London, 5 vols., 1901, 1910.
- TOUMANOFF, C. L'Anophéliisme en Extrême-Orient.
Masson Ed., Paris, 1936.

Articles.

- Travaux de ROUBAUD, E., TOUMANOFF, C., CASCHEN, H. et TREILLARD, H.
sur les index maxillaires, ayant paru dans le
Bulletin de la Société de Pathologie Exotique de
1932 à 1935.
- BUREN, A. Un essai d'étude d'ensemble du Paludisme au Congo Belge.
Mémoires de l'Institut Royal Colonial Belge, 5/5,
1937, 86 pp.
- ENNES, Y. Rapport sur l'organisation et le fonctionnement du
Service Sanitaire de l'Office du Niger.
Médecine Tropicale, 2/6, 1942, 486-487.
- CALLIARD, H. Culicidés du Gabon. IV. Essai sur leur biologie
dans ses rapports avec le paludisme local.
Annales de Parasitologie Humaine et Comparée, 10/6,
1932, 465-493.
- GILROY, A.B., CHAMATT, L.J. Mosquito Control by Swamp Drainage
in the coastal Belt of Nigeria.
Annals of Tropical Medicine and Parasitology, 39/1,
1945, 19-40.

- HOLSTEIN, H. Los sérum precipitantes.
Acta Tropica, 5/4, 1948, 306-326.
- JEPSON, W.F., KOUTIA, A., COURTOIS, C. The Malaria Problem in Mauritius : the Bionomics of Mauritian Anophelines.
Bulletin of Entomological Research, 38/1, 1947, 177-208.
- MARIEFFE, H., SAUTET, J. Infestation sporozoitique naturelle d'Anopheles gambiae Giles 1902 au Soudan Français.
Bulletin Société Pathologie Exotique, 37/9-10, 1945, 315-316.
- MATHINGLY, P.F. New Keys to the Anopholini of British West Africa.
Annals Tropical Medicine and Parasitology, 38/3-4, 1944.
- RIBBANDS, C.R. Differences between A.melas and A.gambiae.
Annals Tropical Medicine and Parasitology, 38/2, 1944, 85-99.
- ROUBAUD, E. Nouvelles recherches sur l'évolution zoophile des faunes d'Anophèles en Europe d'après les données de l'armement maxillaire.
Annales de l'Institut Pasteur, 42/5, 1928, 553-618.
- SAUTET, J., MARIEFFE, H. Notes sur le Paludisme, la Bilharziose intestinale, les Teignes... au Soudan Français.
Médecine Tropicale, 3/5, 1943, 343-367.
- SCHWETZ, J. Articles parus dans les Annales de la Société Belge de Médecine Tropicale et les Mémoires de l'Institut Royal Colonial Belge, depuis 1928.
- SOPER, F.L., WILSON, D.B. Anopheles gambiae in Brazil 1930-1940.
Rockefeller Foundation, N.Y., 1943.
- THOMSON, R.C. Muirhead. Studies on Anopheles gambiae and A. Melas in and around Lagos.
Bulletin of Entomological Research, 38/4, 1948, 527-558.
- TREDDRE, R.F. The Role of A.gambiae var. melas in the Transmission of Malaria in the Vicinity of Freetown, Sierra-Leone, 1943.
Annals Tropical Medicine and Parasitology, 40/3-4, 1946, 380-420.

