



Institut Sénégalais de Recherches Agricoles
LABORATOIRE NATIONAL D'ELEVAGE ET DE RECHERCHES VETERINAIRES

Techniques de capture et d'identification des moustiques (Diptera : Culicidae) vecteurs de la fièvre de la vallée du Rift

Formation organisée du 18 au 28 novembre 2013 à ISRA/LNERV, Dakar-Sénégal

Avec le soutien financier de :



Support pédagogique réalisé par :

Assane Guèye Fall agueyefall@yahoo.fr

Service de Bio-écologie et Pathologies Parasitaires (BEPP)

ISRA/LNERV, BP : 2057, Route du Front de Terre, Dakar-Hann, Sénégal

Mise à jour : novembre 2013

Table des matières

1.	Rappel sur les types de pièges utilisés	4
1.1.	Les pièges lumineux	4
1.1.1.	Le piège lumineux CDC (Center for Disease Control) simple	4
1.1.2.	Le piège lumineux à gaz carbonique	5
1.1.3.	Pose et relevé du piège	5
1.1.4.	Dysfonctionnements possibles	6
1.2.	Les pièges à appât animal	7
1.2.1.	Description du piège	7
1.2.2.	Pose et relevé du piège	7
1.2.3.	Collecte des moustiques	7
2.	Identification des vecteurs de la fièvre de la vallée du Rift	8
2.1.	Généralités sur les moustiques	8
2.2.	Morphologie générale du moustique	11
2.3.	Le dimorphisme sexuel	11
2.3.1.	La tête	12
2.3.1.1.	Les yeux	12
2.3.1.2.	Les antennes	13
2.3.1.3.	Les pièces buccales	13
2.3.1.4.	Les palpes maxillaires	14
2.3.2.	Le thorax	14
2.3.2.1.	Le prothorax	15
2.3.2.2.	Le mésothorax	15
2.3.2.3.	Le métathorax	16
2.3.3.	Les pattes	16
2.3.4.	Les ailes	16
2.3.5.	L'abdomen	17
2.3.5.1.	Les genitalia mâles	17
2.3.5.2.	Les genitalia femelles	18
3.	Biologie et cycle de développement des vecteurs de la Fièvre de la Vallée du Rift	19
4.	Devenir du virus chez le vecteur	20
5.	Cycles théoriques de la transmission du virus de la FVR	21
	ANNEXES : Clés d'identification simplifiées des Culicidae du Sénégal	25

Liste des figures

Figure 1 : Piège lumineux CDC	Figure 2 : représentation schématique piège CDC	4
Figure 3 : piège CDC avec CO ₂		5
Figure 4 : piège à appât animal		7
Figure 5 : morphologie générale d'un moustique adulte (d'après OMS 1973).....		11
Figure 6 : dimorphisme sexuel chez les moustiques :têtes de males à gauche (Anophelinae en haut, Culicinae en bas) et têtes femelles à droite (Anophelinae en haut, Culicinae en bas)		12
Figure 7 : morphologie schématique de la tête chez les moustiques		12
Figure 8 : représentation schématique des différentes parties de l'appareil buccal et coupe transversale de la trompe (Clements, 1963). Mand : mandibule ; hyp : hypopharinx ; Max : maxilles ; lb : labre ; la : labium ; pl : palpe maxillaire.....		13
Figure 9 : vue latérale du thorax de moustique		14
Figure 10 : morphologie schématique et emplacement des soies du thorax en vue latérale (Huang & Ward, 1981).		15
Figure 11 : différentes parties d'une patte de moustique		16
Figure 12 : morphologie de l'aile chez le moustique (aile d'Anopheles) : nervation et écailles en place.....		17
Figure 13 : vue dorsale de l'abdomen du moustique (Anopheles).....		17
Figure 14 : morphologie schématique de l'appareil génital femelle (Eldridge & Edman, 2000).		18
Figure 15 : morphologie schématique de l'appareil génital femelle (Mondet, 1999).....		21

1. Rappel sur les types de pièges utilisés

1.1. Les pièges lumineux

Presque tous les moustiques ont un phototactisme positif. Cette propriété rend possible l'échantillonnage des populations de moustiques pendant la nuit. L'utilisation de pièges lumineux permet d'obtenir des données sur l'abondance des moustiques et leur composition spécifique dans une localité donnée.

1.1.1. Le piège lumineux CDC (Center for Disease Control) simple

Ce piège permet la capture d'un nombre important de moustiques par rapport aux autres insectes et souvent plus de femelles que de mâles avec un double objectif : échantillonnage de la faune culicidienne, étude des préférences trophiques des espèces de moustiques.



Figure 1 : Piège lumineux CDC

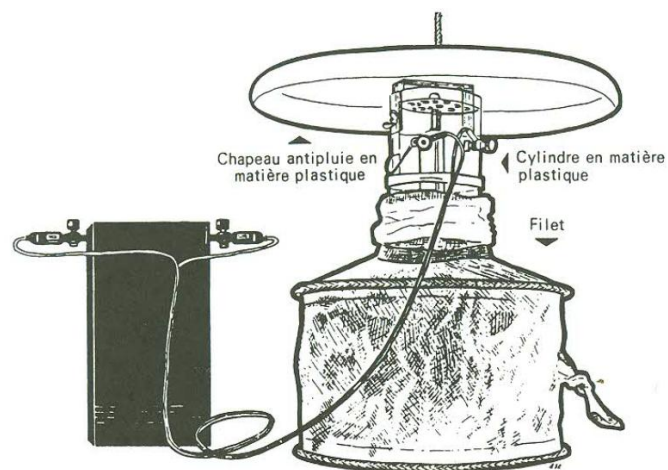


Figure 2 : représentation schématique piège CDC

Le piège est formé d'une cellule constituée d'un cylindre en plastique dans lequel se trouve un moteur portant à ses extrémités une hélice et une ampoule électrique. Le moteur est alimenté par une batterie fournissant un courant continu de 6 volts. L'extrémité inférieure du cylindre est reliée à un filet moustiquaire à l'intérieur duquel pend un sas plombé. L'extrémité supérieure est recouverte d'un grillage qui empêche l'entrée d'insectes de grande taille pouvant être des prédateurs de moustiques. Ce type de piège est le plus souvent placé dans l'enceinte d'étables ou dans des enclos d'animaux tels que les bovins, les ovins, les caprins... De ce fait, la lumière et les odeurs dégagées, combinées au gaz carbonique produit par les animaux, attirent les moustiques qui sont piégés par le ventilateur qui les aspire à l'intérieur du filet.

1.1.2. Le piège lumineux à gaz carbonique

Reeves & Hammon (1962) sont les premiers à proposer l'addition de gaz carbonique aux pièges pour augmenter les quantités de moustiques capturées en 1942. Mais c'est à Sudia et Chamberlain que reviennent les premiers résultats confirmant l'intérêt de combiner lumière et gaz carbonique en 1962.



Container de glace carbonique

Figure 3 : piège CDC avec CO₂

Le gaz carbonique dégagé dans ce type de piège provient d'un pain de carboglace, qui combiné à la lumière, sert d'attractif aux moustiques. Le dispositif est le même que précédemment avec cependant une cellule photoélectrique et une caisse en bois pouvant contenir le carboglace. Ce type de piège est généralement placé près des gîtes de ponte des moustiques (mare,...).

1.1.3. Pose et relevé du piège

La pose du piège doit se faire au moins une heure avant le coucher du soleil car certains moustiques sont actifs au crépuscule. Le relevé doit se faire au lever du soleil.

La procédure de pose consiste à :

1. Accrocher le piège à son support habituel (pour information : le piège est à hauteur d'homme et si possible visible à 360 degrés),
2. Attacher le filet moustiquaire au piège (au besoin renforcer l'attache avec l'élastique),
3. Brancher le piège à la batterie,
4. Vérifier le bon fonctionnement (ventilation et lampe) du piège et que les branchements +et – sur la batterie sont correctes,
5. Renseigner la fiche de capture.

La procédure de relevé du piège consiste à :

1. Vérifier que le piège fonctionne toujours (ventilation et lampe allumés). Si le ventilateur ou la lampe ne fonctionnent pas, le renseigner sur la fiche de capture,
2. Renseigner la fiche de capture,
3. Préparer une petite étiquette en papier cartonné (4 cm x 6 cm) en renseignant au crayon gris le code du piège, la date de la nuit de piégeage et le lieu de pose,
4. Détacher le filet moustiquaire du piège après avoir tapoter sur les côtés pour faire descendre les moustiques au fond,
5. Débrancher le piège de sa source d'alimentation électrique,
6. Mettre la petite étiquette de renseignement dans le filet moustiquaire contenant la récolte
7. Bien fermer le filet moustiquaire avec un nœud ou une attache en élastique sans trop forcer pour ne pas abimer les insectes,
8. Nettoyer l'intérieur du piège pour détacher les éventuels moustiques et gros insectes accrochés
9. Ranger le piège et la récolte
10. Relever les données du thermomètre min/max et de l'hygrométrie,
11. Ramener le filet moustiquaire contenant la récolte au laboratoire pour l'identification.

1.1.4. Dysfonctionnements possibles

Le ventilateur fonctionne mais la lampe ne fonctionne pas ?

1. Déboîter puis remboîter la lampe sur son support,
2. Changer la lampe.

Le ventilateur et la lampe ne fonctionnent pas ?

1. Vérifier le bon branchement électrique (batterie, cosses, rallonge)

Le ventilateur ne fonctionne pas alors que la lampe fonctionne correctement ?

1. Vérifier que le ventilateur soit dans l'axe.
2. Faire vérifier par un connaisseur l'état du piège.

La moustiquaire est fortement trouée.

La remplacer par une nouvelle moustiquaire

1.2. Les pièges à appât animal

1.2.1. Description du piège

Les pièges sont constitués de deux cages communiquant superposées. La première en forme de nasse est constituée de quatre grilles métalliques reliées par des piquets dans laquelle est disposé l'animal appât dont on veut étudier l'attractivité.

Cette cage est recouverte d'une moustiquaire qui laisse un passage de quelques centimètres au dessus du niveau du sol servant de porte d'entrée aux moustiques et autres insectes attirés par les odeurs de l'animal appât.

Les moustiques, une fois attirés dans la cage, vont se gorger (mais pas tous) sur l'animal. Une lampe 1/8^{ème}, s'allumant une minute toutes les huit minutes, est placée au dessus d'une petite cage de format carré en tulle, attire les moustiques gorgés vers cette dernière dans laquelle ils sont emprisonnés.

Les deux cages sont reliées entre elles par une ouverture constituée par une tige creuse. Les cages sont relevées le matin et les moustiques au repos dans la moustiquaire sont capturés à l'aide d'un aspirateur électrique grâce à une manche ouverte sur la grande moustiquaire.



Figure 4 : piège à appât animal

1.2.2. Pose et relevé du piège

La pose du piège doit se faire au moins une heure avant le coucher du soleil car certains moustiques sont actifs au crépuscule. Le relevé doit se faire au lever du soleil.

1.2.3. Collecte des moustiques

Elle se fait tous les matins à au lever du soleil pour restreindre au maximum les échappées de moustiques. Elle se fait avec un aspirateur à bouche ou un aspirateur électrique pour cueillir les moustiques piégés. Une étiquette sur laquelle sont écrites

les références du piège est collée sur la paroi du tube de récolte de chaque piège pour éviter des erreurs. Pour faciliter la récolte, une lampe torche est placée pendant la récolte au dessus de la petite cage pour attirer les moustiques vers cette dernière. Renseigner aussi la fiche de capture et relever la température et l'hygrométrie. Après avoir démonté le piège, transporter les récoltes au laboratoire pour identification.

2. Identification des vecteurs de la fièvre de la vallée du Rift

2.1. Généralités sur les moustiques

Les Diptères sont des insectes caractérisés par la présence d'une paire d'ailes membraneuses, d'une paire de balanciers (vestiges d'ailes), d'un appareil buccal adapté pour sucer ou pour piquer, et de tarse à cinq articles.

Dans le sous ordre des Diptères Nématocères, la famille des *Culicidae* regroupe l'ensemble des moustiques, elle comprend environ 3 200 espèces dans le monde. Elle est divisée en trois sous-famille (*Anophelinae*, *Culicinae* et *Taxorhynchinae*). Les *Aedes* et *Culex* appartiennent à la sous-famille des *Culicinae*.

Le genre *Aedes* est divisé en différents sous-genres, notamment *Aedimorphus*, dans lequel on retrouve *Aedes vexans* et *Aedes ochraceus* qui sont décrits pour la première fois par respectivement Meigan en 1830 et Theobald en 1901.

Le genre *Culex* est aussi divisé en plusieurs sous-genre dont le sous-genre *Culex* auquel appartient *Culex poicilipes* décrit pour la première fois par Theobald en 1903.

Le tableau 1 dresse la liste mise à jour des vecteurs de la fièvre de la vallée du Rift au Sénégal et dans le monde.

Tableau 1 : arthropodes et animaux trouvés infectés dans la nature par le virus de la fièvre de la vallée du Rift (en gras espèces dont la compétence vectorielle est démontrée au laboratoire). (d'après (Meegan & Bailey, 1988; Fontenille *et al.*, 1998; Diallo *et al.*, 2000; El Mamy *et al.*, 2011).

Espèces	Lieu d'isolement	Année
<i>Aedes dalzieli</i>	Sénégal	1974, 1983
	Kenya	1982
<i>Aedes dentatus</i>	Zimbabwe	1969
<i>Aedes tarsalis</i>	Uganda	1955
<i>Aedes durbanensis</i>	Kenya	1937
<i>Aedes mcintoshi</i>	Zimbabwe	1966
	Afrique du Sud	1974, 1975
	Kenya	1981, 1984
<i>Aedes circumluteolus</i>	Uganda	1955
	Afrique du Sud	1955, 1981
<i>Aedes lineatopennis</i>	Zimbabwe	1969
	Afrique du Sud	1975
	Kenya	1982, 1984
<i>Aedes ochraceus</i>	Sénégal	1993
<i>Aedes africanus</i>	Uganda	1956
<i>Aedes dendrophilus</i>	Uganda	1948
<i>Aedes vexans</i>	Barkédji, Sénégal	1993
	Arabie Saoudite	2000
<i>Aedes cumminsii</i>	Burkina-Faso	1983
<i>Aedes furcifer</i>	Burkina-Faso	1983
<i>Aedes palpalis</i>	République Centrafricaine	1969
<i>Ochlerotatus caballus</i>	Afrique du Sud	1953
<i>Ochlerotatus juppi</i>	Afrique du Sud	1978
<i>Anopheles coustani</i>	Zimbabwe	1969
<i>Anopheles coustani</i> , <i>An. Fusicolor</i>	Madagascar	1979
<i>Anopheles pauliani</i> , <i>An squamosus</i>	Madagascar	1979
<i>Anopheles christyi</i>	Kenya	1982
<i>Anopheles pharoensis</i>	Kenya	1982
<i>Anopheles cinereus</i>	Afrique du Sud	1974, 1975
<i>Culex antennatus</i>	Nigeria	1967, 1970
	Kenya	1982
<i>Culex antennatus</i> , <i>Cx annulioris</i> gp., <i>Cx simpsoni</i> , <i>Cx vansomereni</i>	Madagascar	1979
<i>Culex antennatus</i> , <i>Cx simpsoni</i> , <i>Cx vansomereni</i>	Kenya	1982

<i>Culex poicilipes</i>	Sénégal	1998
<i>Culex neavei</i>	Afrique du Sud	1981
<i>Culex pipiens</i>	Egypte	1977, 1978
<i>Culex tritaeniorhynchus</i>	Arabie Saoudite	2000
<i>Culex theileri</i>	Kenya	1982
	Afrique du Sud	1953, 1970, 1975
	Zimbabwe	1969
<i>Culex zombaensis</i>	Kenya	1982
<i>Culex rubinotis</i>	Kenya	1982
<i>Eretmapodites quinquevittatus.</i>	Afrique du Sud	1971
	Kenya	1981, 1984
<i>Eretmapodites chrysogaster</i>	Uganda	1944
<i>Coquillettidia fuscopennata</i>	Uganda	1960
<i>Coquillettidia grandidieri</i>	Madagascar	1979
<i>Mansonia uniformis</i>	Madagascar	1979
	Uganda	1960
<i>Mansonia africana</i>	Uganda	1959, 1968
	République Centrafricaine	1969
	Kenya	1989
<i>Culicoides sp.</i>	Nigeria	1967
<i>Amblyomma Variegatum</i> (sur le bétail dans un abattoir)	République Centrafricaine	1983
<i>Simulium</i>	Afrique du Sud	1953
Homme	Sénégal	1975
	Sénégal	1980
	Mauritanie	1987
	République Centrafricaine	1971-90
Chauve-souris	Guinée	1981-83
Mouton	Sénégal	1993
Vache	Sénégal	1993
Dromadaire	Soudan, Egypte, Mauritanie	???2010

2.2. Morphologie générale du moustique

Le corps du moustique adulte est composé de trois parties : la tête, le thorax et l'abdomen.

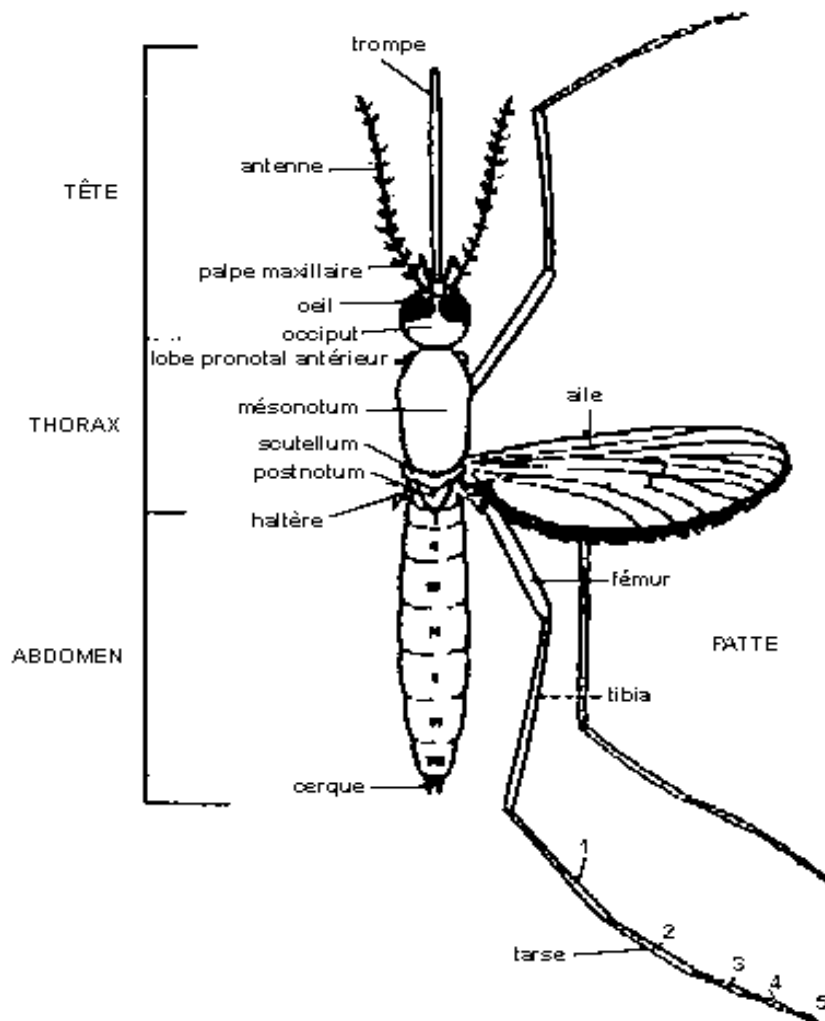


Figure 5 : morphologie générale d'un moustique adulte (d'après OMS 1973)

2.3. Le dimorphisme sexuel

Les femelles se distinguent des mâles par des antennes glabres. Les mâles ont eux des antennes plumeuses, et une morphologie plus effilée.

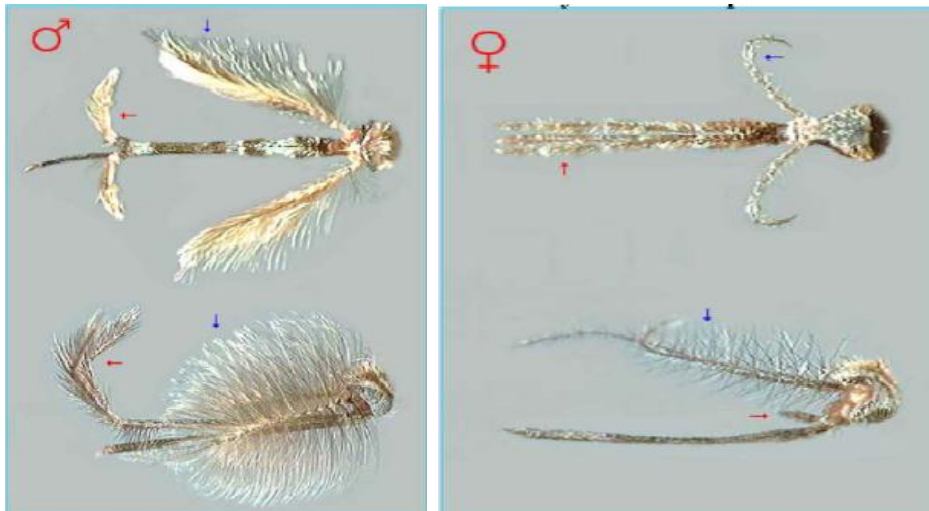


Figure 6 : dimorphisme sexuel chez les moustiques : têtes de males à gauche (Anophelinae en haut, Culicinae en bas) et têtes femelles à droite (Anophelinae en haut, Culicinae en bas)

2.3.1. La tête

La tête des insectes est une capsule formée de plusieurs pièces unies par des lignes de suture. Elle comporte divers organes comme les yeux, les antennes, et des pièces buccales (la trompe).

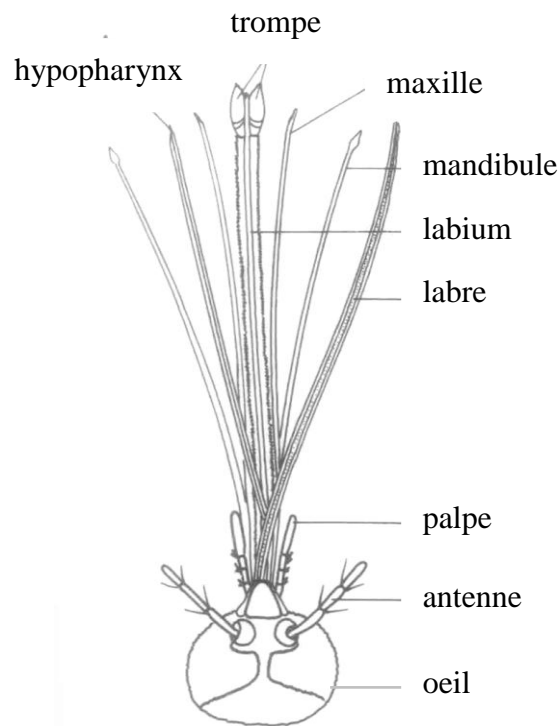


Figure 7 : morphologie schématique de la tête chez les moustiques

2.3.1.1. Les yeux

Ils sont généralement en position latérale et au nombre de deux composés de nombreuses ommatidies.

2.3.1.2. Les antennes

Elles s'insèrent dans une échancrure du champ oculaire, et sont composées de 15 articles chez le mâle et 16 articles chez la femelle. Les deux premiers articles (modifiés) sont : le scape et le torus. Ils sont suivis de treize autres articles formant le flagellum, et portant à leur base des verticilles de soie. Celles-ci sont longues et nombreuses chez le mâle (antennes plumeuses), tandis qu'elles sont courtes et rares chez la femelle (antennes glabres) (Brunhes, 1970).

2.3.1.3. Les pièces buccales

Elles constituent un ensemble appelé trompe ou proboscis qui comporte le labium en forme de gouttière qui entoure et protège les pièces buccales vulnérantes au nombre de six (ce sont les stylets).

On y distingue deux mandibules, deux maxilles, l'hypopharynx dans lequel passe le canal salivaire, et le labre qui forme un canal dans lequel remonte le sang. Chez le mâle, le proboscis n'est pas vulnérant.

En effet, les mandibules et les maxilles sont très peu développées (Rodhain *et al.*, 1985). Chez l'un des vecteurs potentiels de la fièvre de la vallée du Rift à Barkedji en l'occurrence *Aedes vexans*, le proboscis est court, droit et clair sur sa partie médiane (Brunhes *et al.*, 2000).

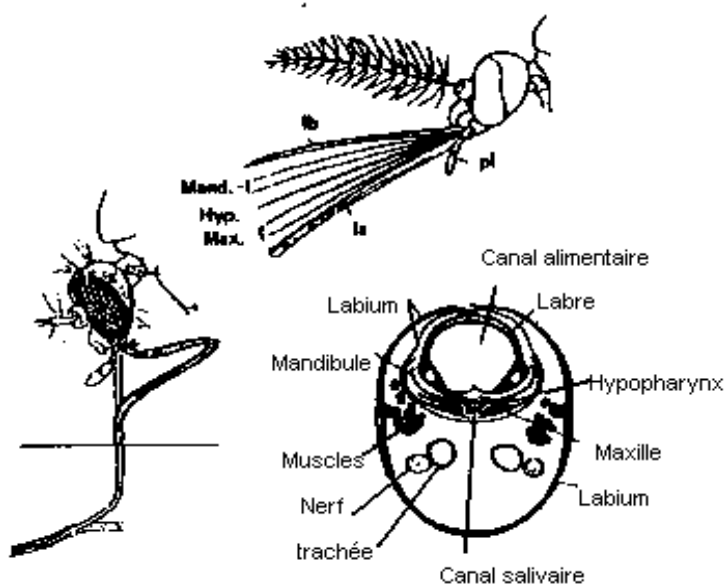


Figure 8 : représentation schématique des différentes parties de l'appareil buccal et coupe transversale de la trompe (Clements, 1963). Mand : mandibule ; hyp : hypopharynx ; Max : maxilles ; lb : labre ; la : labium ; pl : palpe maxillaire

2.3.1.4. Les palpes maxillaires

Deux palpes maxillaires sont situés de part et d'autre de la trompe. Ces derniers peuvent atteindre la taille de la trompe chez le mâle, tandis qu'ils sont plus courts chez la femelle (sauf chez les *anophèles*)

2.3.2. Le thorax

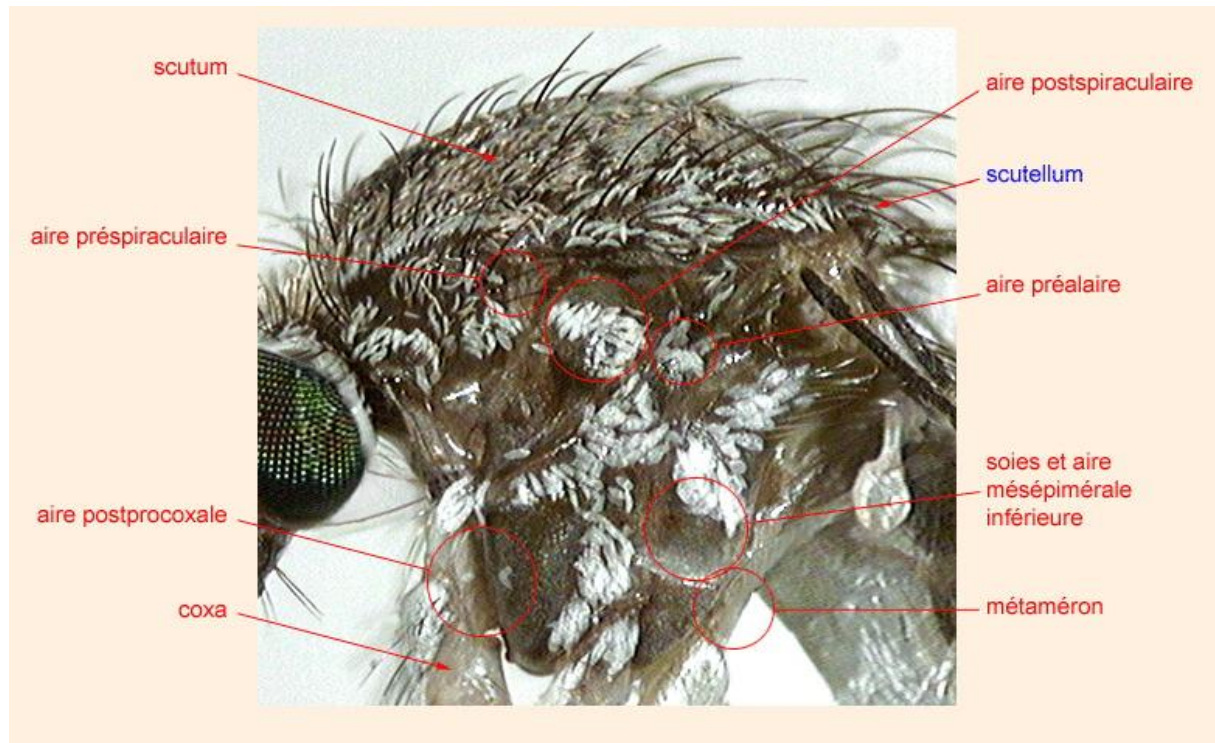


Figure 9 : vue latérale du thorax de moustique

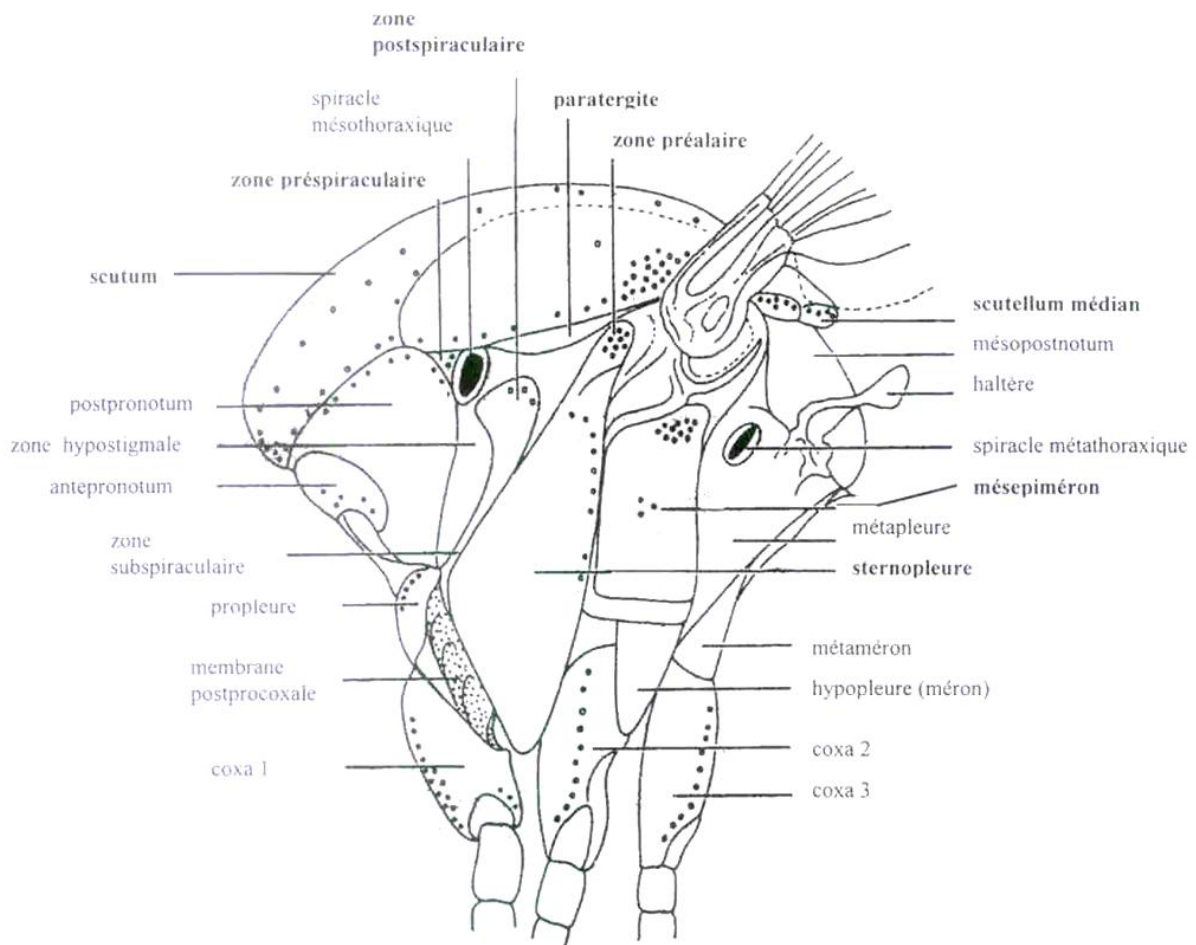


Figure 10 : morphologie schématique et emplacement des soies du thorax en vue latérale (Huang & Ward, 1981).

Il est formé de trois métamères fusionnés, de développement très inégal. Les métamères sont composés de plaques sclérifiées. Les plaques ventrales sont les sternites, les plaques latérales sont les pleurites et les plaques dorsales sont appelées tergites. Ces plaques sont reliées entre elles par des membranes souples (Brunhes, 1970). Trois paires de pattes, une paire d'ailes et une paire d'haltères ou balanciers remplaçant la deuxième paire d'ailes, sont portées par le thorax.

Le thorax se termine par le scutellum. Les faces latérales du thorax sont occupées par des écailles et soies qui jouent un rôle important dans la diagnose des espèces culicidiennes.

Il se compose de plusieurs parties notamment :

2.3.2.1. Le prothorax

Est très réduit, et ne porte qu'une paire de pattes.

2.3.2.2. Le mésothorax

C'est le métamère le plus développé des trois. Il porte une paire d'ailes, une paire de pattes, et une paire de stigmates. La quasi-totalité de la face dorsale est constituée

par le scutum, qui chez beaucoup d'espèces présente des dessins particuliers pouvant servir lors du diagnose des espèces de *culicidae*.

2.3.2.3. Le métathorax

Il est également très réduit, et porte une paire de pattes, une paire d'haltères (homologues d'une paire d'ailes vestigiales) et une paire de stigmates.

2.3.3. Les pattes

Elles s'insèrent à la face inférieure du thorax, et sont composées de 9 articles : le coxa, le trochanter, le fémur, le tibia et 5 tarsomères qui forment le tarse. Le dernier article du tarse (tarsomère 5) porte une paire de griffes, un empodium médian et une paire de pulvilles.

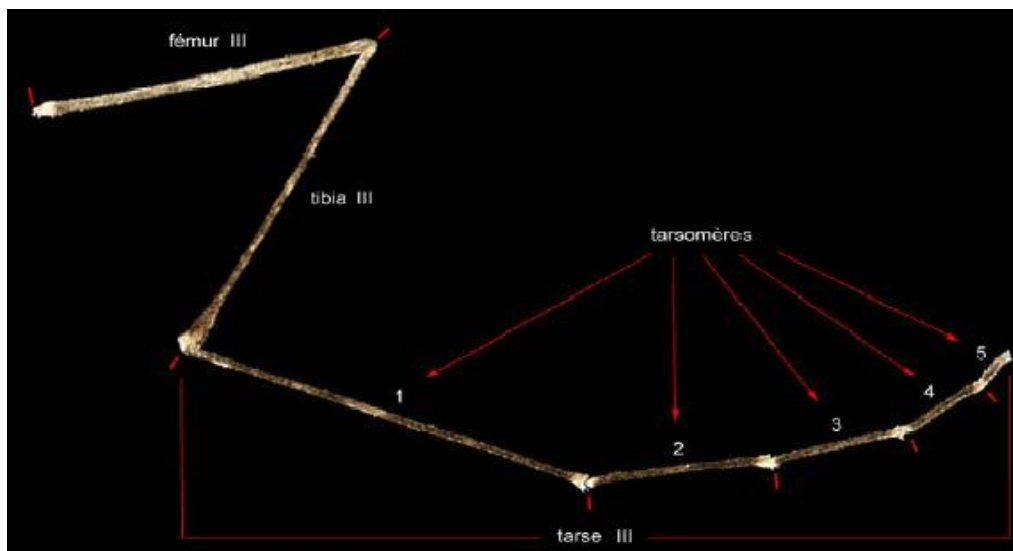


Figure 11 : différentes parties d'une patte de moustique

Les pattes constituent également, par la présence ou non de certains caractères particuliers, des éléments très utilisés dans le diagnose d'espèces des moustiques.

2.3.4. Les ailes

Chaque aile est formée d'une membrane recouverte de microtriches, tendue sur une armature de nervures recouvertes d'écailles. A l'articulation se trouvent deux lobes membraneux : l'alula et la squama (Brunhes, 1970).

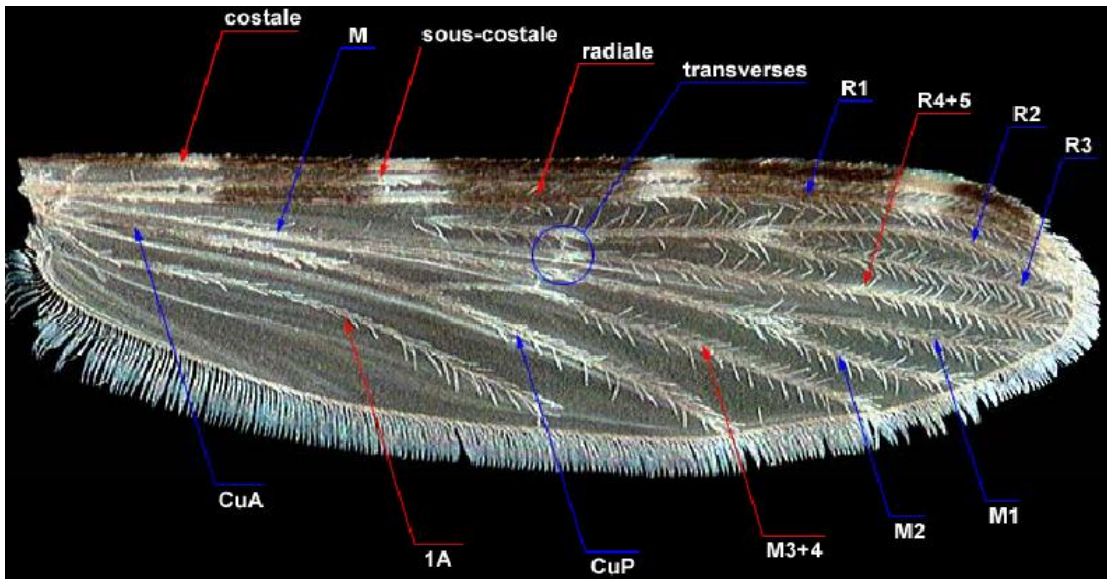


Figure 12 : morphologie de l'aile chez le moustique (aile d'*Anopheles*) : nervation et écailles en place

La présence ou non de certains caractères sur les nervures fait que celles-ci sont de plus en plus utilisées dans les clés de détermination des espèces.

2.3.5. L'abdomen

Il est constitué de 10 segments. Les sept premiers sont distincts et constitués d'une plaque dorsale (tergite) et d'une plaque ventrale (sternite) reliées latéralement par une membrane pleurale souple qui porte les stigmates abdominaux. Les trois derniers segments sont modifiés, peu distincts et portent les appendices génitaux :

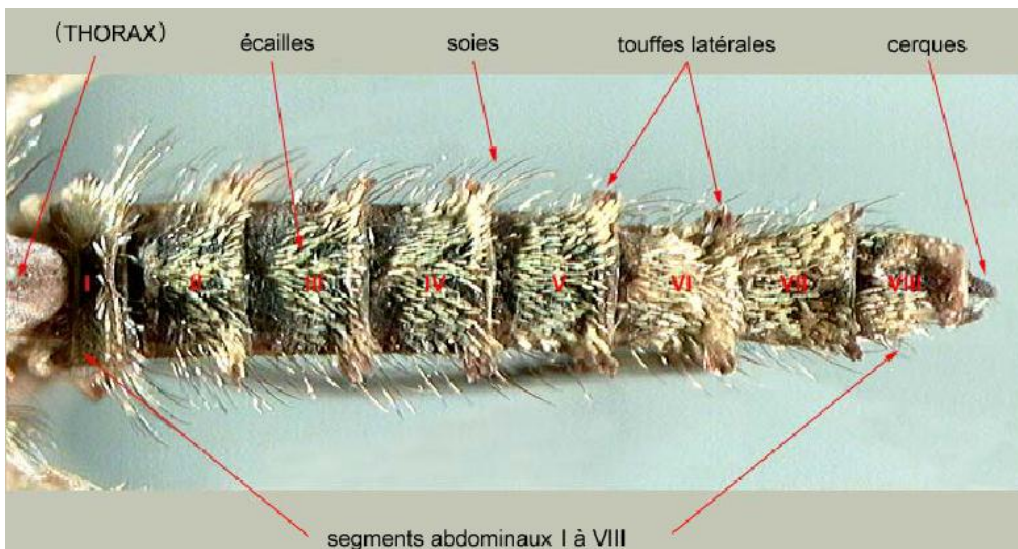


Figure 13 : vue dorsale de l'abdomen du moustique (*Anopheles*)

2.3.5.1. Les genitalia mâles

L'appareil génital externe encore appelé genitalia est utilisé en taxonomie. Il est porté par le neuvième segment abdominal (segment génital) qui subit de grandes modifications. Il est composé d'une paire de forcipules entourant le pénis. Le premier

segment de chaque forcipules est une large pièce basale appelée gonocoxite. A la partie apicale du gonocoxite se trouve une plaque munie de nombreuses épines, c'est le lobe apical. Au gonocoxite fait suite une pièce fine appelée style. Il porte une forte épine terminale. Le pénis est en position ventrale par rapport à l'anus au début de la vie adulte et avant la rotation des genitalia mâles. Il se retrouve en position dorsale après la rotation.

2.3.5.2. *Les genitalia femelles*

Sur le plan morphologique, le huitième segment est bien développé tandis que le segment neuf est très réduit. L'orifice du rectum s'ouvre entre la plaque postérieure génitale et une paire de cerques dorsaux portant des soies. L'orifice vaginal, placé ventralement, est limité par deux lèvres qui en obstruent la lumière.

L'étude de l'appareil génital femelle interne fournit de précieuses informations sur le stade physiologique et l'âge de l'insecte.

L'appareil génital femelle interne est formé de deux ovaires composés d'ovarioles. Dans chaque ovaire se trouve un oviducte interne (calice) dans lequel débouche les ovarioles. A la sortie des ovaires, les deux oviductes externes se réunissent pour former l'oviducte commun qui est suivi d'un vagin dans lequel s'ouvrent les deux canaux des trois spermathèques. Ensuite suit la bourse copulatrice (Mondet, 1993).

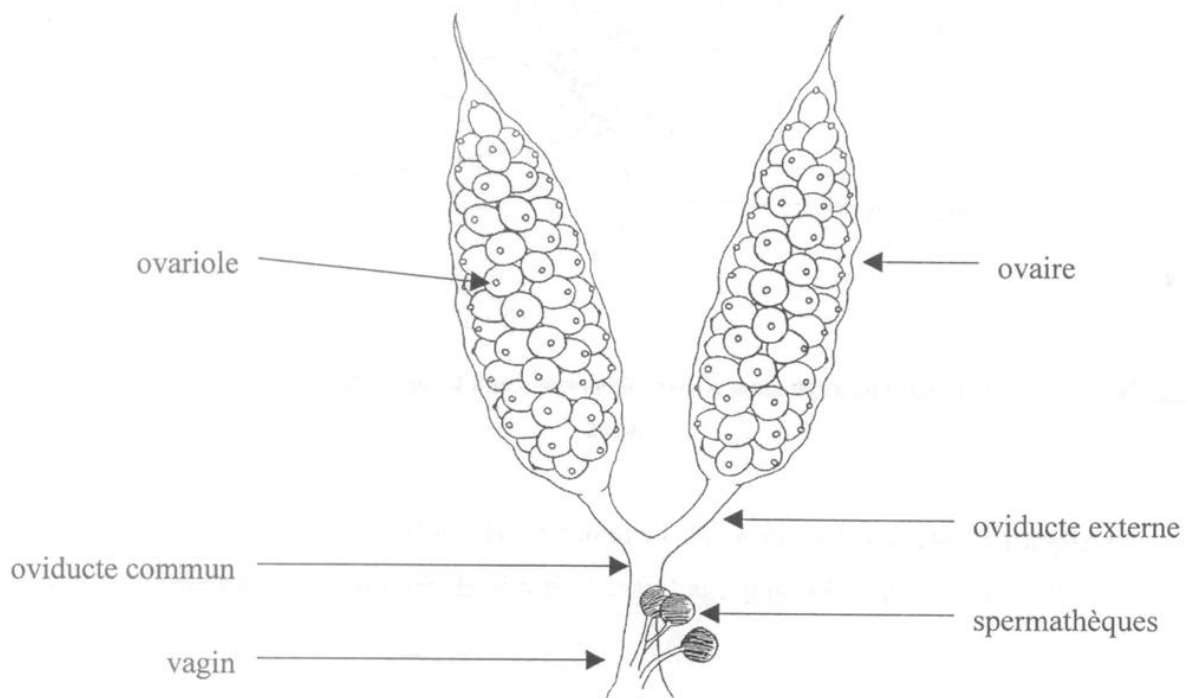


Figure 14 : morphologie schématique de l'appareil génital femelle (Eldridge & Edman, 2000).

L'ovariole comprend un germarium et deux follicules : l'un primaire et l'autre secondaire. Le tout est enveloppé par l'intima qui forme le tube ovariole puis par l'épithélium ovariole. Le tube ovariole se nomme funicule entre les deux follicules et pédicelle entre le follicule primaire et le calice.

Le follicule est composé de sept cellules nourricières appelées throphocytes et d'une cellule germinale appelée oocyte.

3. Biologie et cycle de développement des vecteurs de la Fièvre de la Vallée du Rift

Le cycle biologique de tout moustique se déroule dans deux milieux différents. Le milieu aquatique abrite les stades larvaires et le stade nymphal. Ces stades sont séparés par des mues. Les adultes ou imago évoluent dans le milieu aérien. Les femelles, après s'être accouplées avec les mâles, se gorgent sur un hôte (homme ou animal) auquel elles prélèvent du sang nécessaire pour la maturation des œufs, ou parfois se nourrissent de jus des plantes (nectar des feuilles, exsudations végétales). Les *Aedes* sont des espèces dont les œufs résistent à la dessiccation : pondus à la limite de la surface aquatique, en dehors de l'eau, ils sont capables d'attendre, pour éclore, les pluies de l'année suivante. Les adultes issus de ces œufs, déjà embryonnés, seront les premiers à apparaître dans le milieu après les pluies. Au contraire les *Culex* dont les œufs ne résistent pas à la sécheresse, doivent à partir des gîtes permanents, recoloniser les mares temporaires. Ils apparaissent ainsi plus tardivement dans la saison que les *Aedes*.

Les larves aquatiques colonisent les collections d'eau très variées selon les espèces. Le choix du gîte qui incombe à la femelle, est tributaire des conditions physico-chimiques du milieu : le pH, la température, la nature et l'abondance de la végétation aquatique, la faune associée. Ces gîtes peuvent être : des canaux d'irrigation, de l'eau stagnante, des lacs de retenue des barrages, des mares permanentes ou temporaires, des cultures irriguées des creux de rocher, des trous d'arbres, des tiges de bambou coupées ou cassées, des phytothelmes (feuilles mortes, *bromeliaceae*, plantes à feuilles engainantes, végétaux épiphytes), des récipients de stockage d'eau, des récipients abandonnés (boîtes de conserve, vieux pneus, carcasses de véhicules etc).

Le comportement chez l'adulte définit des espèces à activité nocturne, des espèces à activité diurne, des endophages (espèces qui piquent à l'intérieur des bâtiments),

et des exophages (espèces qui piquent à l'extérieur). Le lieu de repos après piqûre différencie les espèces endophiles (repos à l'intérieur après piqûre), des espèces exophiles (repos à l'extérieur après piqûre).

Dans le cadre d'étude des arboviroses, il est surtout intéressant d'étudier la bio-écologie des femelles, du fait qu'elles sont hématophages, et que c'est surtout elles qui sont impliquées dans la transmission des virus (dont celui de la fièvre de la vallée du Rift) aux animaux et à l'homme lors des repas sanguins.

4. Devenir du virus chez le vecteur

De nombreux travaux, réalisés par Turell *et al.* (1982), portant sur *Culex pipiens* et *Aedes aegypti*, lors de l'épizoo-épidémie d'Egypte, ont permis de mieux connaître le devenir du virus dans les vecteurs. En effet dès le deuxième jour, les virus traversent l'intestin pour se multiplier dans l'hémocoèle avec un maximum vers le sixième jour. Ensuite, ils envahissent tout l'organisme du vecteur, notamment les glandes salivaires.

En fait, toutes les sous-populations d'une même espèce vectrice ne sont pas uniformément réceptives au virus, une certaine résistance pouvant se manifester quand le virus ne peut pas traverser la barrière intestinale (Turell *et al.*, 1984). Ainsi en Egypte seul 25 p.100 des femelles de *Culex pipiens* se sont révélées sensibles.

La période d'incubation extrinsèque c'est à dire le temps qui s'écoule entre l'ingestion du virus par le moustique et sa transmission par piqûre est de 7 à 12 jours pour *Culex pipiens* et de 29 jours pour *Aedes aegypti*. Cette période est sous l'influence de la température ambiante : plus celle-ci est élevée, plus la période est courte.

5. Cycles théoriques de la transmission du virus de la FVR

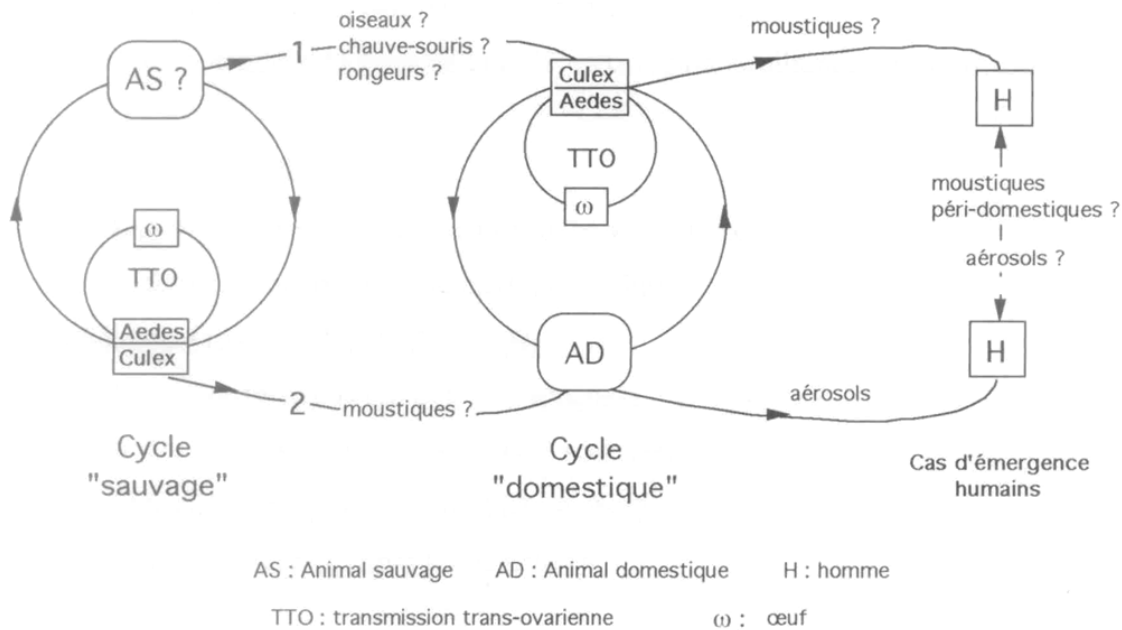


Figure 15 : morphologie schématique de l'appareil génital femelle (Mondet, 1999)

La Fièvre de la Vallée du Rift est, avant tout, une zoonose majeure touchant des animaux sauvages inconnus, dont la transmission semble être assurée par des moustiques selvatiques au cours d'un cycle dit sauvage.

Pour passer du cycle sauvage au cycle dit domestique, le virus doit se déplacer par l'intermédiaire d'hôtes porteurs sains ou, tout au moins, chez qui la virémie persiste pendant quelques jours (voie 1) ou encore par l'intermédiaire de moustiques qui sont parfois transportés par le vent (voie 2). Le cycle domestique concerne surtout les ovins, les caprins et les bovins.

La transmission verticale, généralement par voie trans-ovarienne, est une voie de maintien du virus sur place. Celle-ci doit être complétée par une amplification virale chez les animaux sensibles pour permettre une relance du cycle.

Pour qu'une épizootie apparaisse, il faut que de nombreux moustiques vecteurs transmettent efficacement le virus à de nombreux animaux sensibles et non immunisés.

Le passage du virus chez l'homme se fait par contact avec les animaux malades (transport du virus par aérosols), par contact avec les avortons ou le sang des animaux virémiques. La transmission du virus par les moustiques à l'homme n'est pas prouvée, mais reste fortement soupçonnée en cas d'épidémie de Fièvre de la Vallée du Rift. Le cycle inter humain n'a jamais été mis en évidence et nécessiterait,

pour exister, la présence d'un moustique commensal de l'homme, domestique ou péri domestique.

Références bibliographiques

- Brunhes J. (1970). *Les Culicidae: morphologie et systématique*.
- Brunhes J, Rhaims R & al. e. (2000). *Les moustiques de l'Afrique méditerranéenne*. IRD Montpellier, IRD diffusion.
- Clements AN. (1963). *The physiology of mosquitoes*. Pergamon Press, Londres.
- Diallo M, Lochouarn L, Ba K, Sall AA, Mondo M, Girault L & Mathiot C. (2000). First isolation of the Rift Valley fever virus from *Culex poicilipes* (Diptera: Culicidae) in nature. *American Journal of Tropical Medicine and Hygiene* **62**, 702-704.
- El Mamy ABO, Baba MO, Barry Y, Isselmou K, Dia ML, Ba H, Diallo MY, Brahim El Kory MO, Diop M, Lo MM, Thiongane Y, Bengoumi M, Puech L, Plee L, Claes F, de La Rocque S & Doumbia B. (2011). Unexpected Rift Valley Fever Outbreak, Northern Mauritania. *Emerg Infect Dis* **17**, 1894-1896.
- Eldridge BF & Edman JD. (2000). *Medical Entomology*. Kluwer Academic Publisher.
- Fontenille D, Traore-Lamizana M, Diallo M, Thonnon J, Digoutte JP & Zeller HG. (1998). New vectors of Rift Valley fever in West Africa. *Emerg Infect Dis* **4**, 289-293.
- Huang YM & Ward A. (1981). A Pictorial Key for the Identification of the mosquitoes Associated with Yellow Fever in Africa. *Mosquito systematics* **13**, 138-149.
- Meegan JM & Bailey CH. (1988). Rift Valley Fever. In *The arboviruses : epidemiology and ecology*, ed. TP M, pp. 51-76. CRC Press, Boca Raton (FL).
- Mondet B. (1993). Application de la méthode de Polovodova à la détermination de l'âge physiologique des *Aedes* (diptera : Culicidae) vecteurs de la fièvre jaune. *Ann Soc Entomol Fr* **29**, 61-76.
- Mondet B. (1999). Rapport de mission concernant les aspects entomologiques de l'épidémiologie de la Fièvre de la Vallée du Rift en Mauritanie. FAO. TCP/MAU/8923.
- Reeves WC & Hammon WM. (1962). *Epidemiology of the arthropod-borne viral encephalitis in Kern County, California, 1943-1952.*, vol. 4. University of California Publications in Public Health, Berkeley.
- Rodhain F, Petter JJ, Albignac R, Coulanges P & Hannoun C. (1985). Arboviruses and lemurs in Madagascar: experimental infection of *Lemur fulvus* with yellow fever and West Nile viruses. *Am J Trop Med Hyg* **34**, 816-822.
- Turell MJ, Gargan TP, 2nd & Bailey CL. (1984). Replication and dissemination of Rift Valley fever virus in *Culex pipiens*. *Am J Trop Med Hyg* **33**, 176-181.

Turell MJ, Gargan TPd & Bailey CL. (1982). Genetic control of susceptibility of *Culex pipiens* to Rift Valley fever virus. *Arbo Vir Inf Exch* **43**.

ANNEXES : Clés d'identification simplifiées des Culicidae du Sénégal

AEDES (Ferlo)

- 1** Pattes recouvertes d'écailles hérissées, nervures transverses 4-5 et suture au delà de la 3-4 rembrunies
 (Mucidus) ----- **2**
 Caractères différents----- **3**
- 2** Tibia I avec 3 anneaux pâles distincts, dont un au milieu *sudanensis* (*scatophagoides*)**19**
 tibias différents ----- autres *Mucidus* **17**
- 3** Scutum avec une bordure d'écailles blanchâtres ou jaunâtres (*Neomelaniconion*),
 tarsi non bandés, moustiques largement noirs ----- **4**
 Scutum différent ----- **5**
- 4** Tergites abdominaux largement sombres (bandes jaunes étroites) -----
mcintoshii(*lineatopennis*) **24**
 Tergites abdominaux largement jaunes (bandes jaunes larges) ----- *circumluteolus* **27**
- 5** Moustique largement jaunâtre, Fémur et tibia jaunâtres à bandes noires antérieures
 tarsi jaunâtres noircissant en 4-5----- *ochraceus* **44**
 Moustique différent----- **6**
- 6** Tarsi NON annelés----- **7**
 Tarsi annelés ----- **9**
- 7** Tergites à bandes pâles basales, scutellum à écailles étroites----- *dalzieli* **41**
 Tergites NON bandés, scutellum à écailles plates larges ----- **8**
- 8** 4 points blancs sur le scutum, Fémur II et III avec un point blanc pré-apical ---
argenteopunctatus **30**
 Pas de marque sur le scutum, Tâche blanche bien visible à l'apex du tibia III -- *minutus*
 (*gr tarsalis*) **38**
- 9** Ailes couvertes d'écailles toutes sombres ----- **10**
 Ailes tachetées à écailles claires et sombres ----- **13**
- 10** Moustique plutôt marron, sternites largement clairs (crème) ----- *vexans* **45**
 Moustique plutôt noir, sternites . . . ----- **11**
- 11** Une ligne médiane sur le scutum, Tibia III tout noir----- *unilineatus* **7**
 2 tâches d'écailles blanches sur le scutum----- **12**
- 12** Tibia III avec une tâche blanche au 2/3, lobes latéraux du scutellum noirs-----
apicoargenteus **9**
 Tibia III tout noir, écailles préscutellaires larges----- *metallicus* **6**
- 13** Trompe NON annelée----- *fowleri* **42**
 Trompe annelée ----- *gr taylori* **15**

CULEX (Culex) Ferlo

- 1 Proboscis à trompe annelée, pas de soie mésépimérale inférieure- - - - - 2
Proboscis sans anneau, au moins une soie mésépimérale inférieure - - - - - 8
- 2 Fémurs et tibias avec des rangées de petits points pâles antérieurs - - - *poecilipes* 98
Fémurs et tibias différents - - - - - 3
- 3 Ailes avec de nbses écailles plates pâles, Proboscis avec un point blanc au bout du labelle - -4
Ailes avec peu ou pas d'écailles pâles, Proboscis noir au bout du labelle - - - - -5
- 4 Tergites avec des triangles jaunes apicaux latéraux (ou 6-8 tt jaunes) - - - *bitaeniorhynchus* 91
Tergites avec des bandes apicales pâles de même largeur - - - - - *ethiopicus* 92
- 5 Thorax noir, écailles scutalles presque toutes noires- - - - - *aurantapex* 90
Thorax brunâtre, scutum à nombreuses écailles pâles- - - - -6
- 6 Scutum ordinaire^t avec 1/2 avant couverte d'écailles surtout pâles, ailes de 4 à 6,5 mm- *annulioris* 97
Scutum avec un dessin tacheté indéfini **OU** écailles toutes sombres, ailes 2 à 4 mn. - - - - - 7
- 7 Fémur à nombreuses écailles pâles disséminées antérieurement, fourche sup. de l'aile courte----*sitiens* 99
Fémur avec peu d'écailles pâles antérieurement, fourche sup. de l'aile longue- - *tritaeniorhynchus* 100
-
- 8 Tarses à anneaux pâles- - - - - (ventrilloni, duttoni, watti) 110
Tarses tout noirs- - - - - 9
- 9 Fémurs 1 et 2 et tous les tarses à bandes antérieures pâles - - - - - *theileri* 93
Fémurs et les tarses différents- - - - -10
- 10 Ecailles pré-alaires et écailles post spiraculaires présentes- - - - - 11
Pas d'écailles pré-alaires ni post spiraculaires - - - - -12
- 11 tibia III à bande ant. pâle, base costa à éc. pâles. Fémur II à bande ant. pâle complète - - *univittatus* 103
tibia III sans bande ant. pâle ni point blc à l'apex, costa à éc. toutes sombres
Fémur II SANS bande antérieure pâle complète- - - - - *neavei* 109
- 12 Tergites à bandes pâles basales, antennes de la femelle "normales"- - - - - 13
Tergites (au moins les tout premiers) non bandés (noirs) - - - - -14
- 13 Sternites blancs, non bandés, proboscis souvent pâle dessous - - - *quinquefasciatus* 102
Sternites à bandes apicales noires, proboscis tout noir - - - - - *decens* 106
- 14 Sternites blancs, non bandés, tibia III à point apical blanc- - - - - *antennatus* 104
Sternites à bandes apicales noires, tibia III tout noir- - - - - *perfuscus* 105

(certains *decens* ont des tergites pratiquement tout noirs)

Penser aussi à *Cx (Lutzia) tigripes* **111**, aux *Culiciomyia* et aux *Neoculex*.

MANSONIA

* Scutum avec **2 bandes** larges sub-latérales d'écailles grisâtres

Tibia et fémurs à tâches blanches antérieures confluentes.....*Mansonia uniformis* **61**

* Scutum avec **2 rangées de 3 tâches** sub-latérales d'écailles grisâtres

Tibia et fémurs à tâches blanches antérieures séparées.....*Mansonia africana* **60**

AEDEOMYIA

(antennes plumeuses avec écailles au dessus du tore)

* grande tâche jaune couvrant la plus grande partie du scutum, anneau blanc basal sur la trompe

Tibia et Tarses III à écailles uniformes.....*Aedoemyia africana* **67**

* Scutum jaune, noir et blanc, pas d'anneau blanc basal sur la trompe

Tibia et Tarses III à écailles noires dressées.....*Aedoemyia fufurea* **68**

ANOPHELES

ches ultérieures dans la localité type (25), cette espèce rare reste très mal connue.

An. pharoensis Theobald, 1901

Cette espèce dont les gîtes larvaires préférentiels sont les vastes marais à végétation dense et les rizières, est localement abondante dans de nombreuses régions d'Afrique. Les larves supportent une légère salinité (30, 33). Les adultes piquent l'homme à l'intérieur et à l'extérieur des habitations. Le maximum d'activité intervient dès le crépuscule et se prolonge pendant la première moitié de la nuit. La durée de vie de cet anophèle est relativement courte.

L'importance d'*An. pharoensis* comme vecteur du paludisme a été clairement établie en Égypte mais reste toujours négligeable en Afrique tropicale par rapport à *An. gambiae* et *An. funestus* (26, 32). Au Sénégal, *An. pharoensis* est retrouvé dans la plupart des localités étudiées, le plus souvent en très faible densité, à l'exception du delta du fleuve Sénégal où il représente l'espèce dominante et pourrait avoir localement un rôle vecteur plus important qu'*An. gambiae*. Dans cette région, CARRARA *et al.* (8) ont mis en évidence par ELISA la présence d'antigène CSP de *Plasmodium falciparum* chez 5 des 912 spécimens testés. *An. pharoensis* a également été trouvé porteur au Sénégal des arbovirus Ngari, Bangui et Westselsbron (18).

An. squamosus Theobald, 1901

Les larves se trouvent dans des gîtes à eau dormante ou à faible courant, toujours avec de la végétation, en particulier les mares, marais, fossés et rivières. Les femelles piquent préférentiellement les animaux mais sont assez souvent capturées sur homme à l'extérieur des habitations.

Au Sénégal, *An. squamosus* est surtout rencontré dans la moitié sud du pays (5, 21, 33, 37) et a été recueilli à l'état larvaire à Tivaouane et Thiès (29).

CONCLUSION

Vingt espèces d'anophèles sont actuellement connues au Sénégal sur les 114 signalées en Afrique au sud du Sahara. Les résultats d'enquêtes réalisées dans des pays limitrophes du Sénégal suggèrent que

— Deux taches claires sur la nervure 5-1, bande noire sub-apicale des palpes plus étroite que les bandes blanches contiguës..... *An. freatownensis*

15 Troisième zone sombre de la nervure 1 à une interruption claire, pattes tachetées..... *An. gambiae* s.l.
— Troisième zone sombre de la nervure 1 sans interruption claire, pattes non tachetées..... 16

16 Articulations des tarsi blanches..... *An. domicola*
— L'anneau blanc des tarsi ne recouvre pas l'articulation..... 17

17 Costa jaunâtre..... *An. flavicosta*
— Moitié basale de la costa noire..... *An. wellcomei*

CLÉ DE DÉTERMINATION DES ANOPHÈLES DU SÉNÉGAL

- 1 Segments abdominaux avec touffes d'écailles latérales... 2
— Segments abdominaux sans touffes d'écailles latérales... 3
- 2 Segment 5 du tarse postérieur clair, champ alaire clair... *An. pharoensis*
— Segment 5 du tarse postérieur noir, champ alaire sombre... *An. squamosus*
- 3 Tarse postérieur avec au moins deux segments entièrement pâles... 4
— Tarse postérieur avec au plus un segment entièrement pâle... 11
- 4 Aile avec au plus 3 taches claires sur la costa... 5
— Aile avec au moins 4 taches claires sur la costa... 7
- 5 Longue tache claire à l'articulation tibia-tarse..... *An. coustani*
— Petite tache claire à l'articulation tibia-tarse..... 6
- 6 Une seule tache claire sur la nervure 1..... *An. ziemanni*
— Au moins deux taches claires sur la nervure 1 et palpes très hérissés..... *An. paludis*
- 7 Pattes mouchetées..... 8
— Pattes non mouchetées..... 9
- 8 Tarsi 3 à 5 blancs, palpes avec généralement quelques mouchetures..... *An. maculipalpis*
— Tarse 3 sombre à la base, palpes non mouchetés... *An. pretoriensis*
- 9 Deuxième zone sombre de la nervure 1 à deux taches claires et 3^e zone sombre sans tache claire... *An. rufipes*
— Deuxième zone sombre et 3^e zone sombre de la nervure 1 avec une tache claire..... 10
- 10 Tarse 3 postérieur entièrement clair... *An. hancocki*
— Tarse 3 postérieur généralement noir à la base..... *An. brohieri*
- 11 Apex des palpes blancs, le reste noir..... *An. nili*
— Palpes à plusieurs anneaux blancs..... 12
- 12 Tarsi entièrement sombres..... 13
— Tarsi différents..... 15
- 13 Troisième zone sombre de la nervure 1 à tache claire..... *An. brunnipes*
— Troisième zone sombre de la nervure 1 continue... 14
- 14 Une tache claire sur la nervure 5-1, bande noire sub-apicale des palpes plus large que les bandes blanches contiguës..... *An. funestus*

en Afrique de l'ouest. *Cah. ORSTOM, Sér. Ent. Méd. Parasitol.*, 1973a, 11, 3-31.

13. COZ (J.). — Contribution à la biologie du complexe *A. gambiae* Giles en Afrique Occidentale. *Cah. ORSTOM, Sér. Ent. Méd. Parasitol.*, 1973b, 11, 33-40.

14. COZ (J.) & BRENGUES (J.). — Le complexe *Anopheles gambiae* et l'épidémiologie du paludisme et de la filariose de Bancroft en Afrique de l'Ouest. *Méd. Afr. noire*, 1967, 6, 301-303.

15. COZ (J.) & HAMON (J.). — Le complexe *Anopheles gambiae* en Afrique Occidentale. *Riv. Malariol.*, 1964, 43, 233-244.

16. DAVIDSON (G.). — *Anopheles gambiae* complex. *Nature*, 1962, 196, 907.

17. DIAGNE (N.). — *Le paludisme à Dielmo (Sénégal). Étude de la transmission et observations parasitolo-*



An. gambiae s.l. Giles, 1902



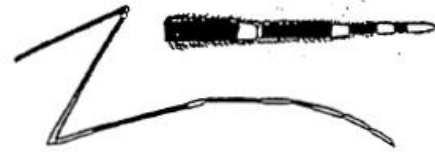
An. funestus Giles, 1900



An. pharoensis Theobald, 1901



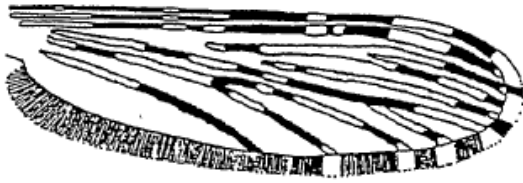
An. ziemanni Grünberg, 1902



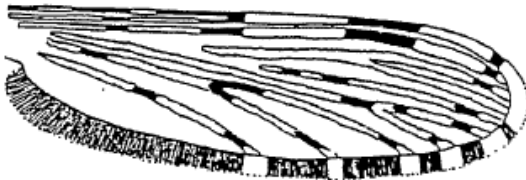
An. coustani Laveran, 1900



An. nili (Theobald), 1904



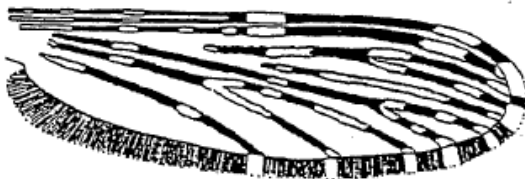
An. hancocki Edwards, 1929



An. flavicosta Edwards, 1911



An. squamosus Theobald, 1901



An. rufipes (Gough), 1910



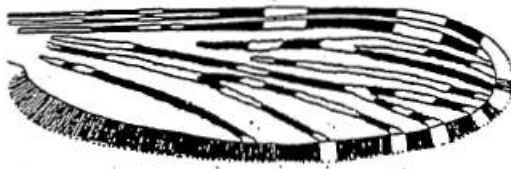
An. brunnipes (Theobald), 1910



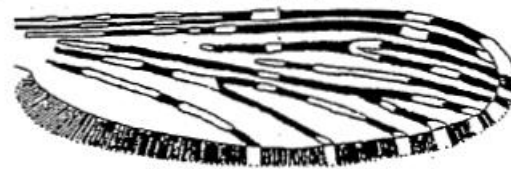
An. wellcomei Theobald, 1904



An. maculipalpis Giles, 1902



An. domicola Edwards, 1916



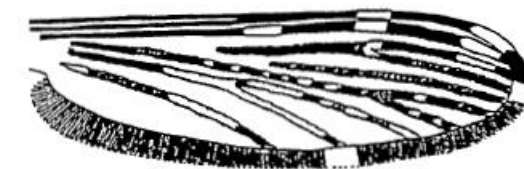
An. pretoriensis (Theobald), 1903



An. brohieri Edwards, 1929



An. fretownensis Evans, 1925



An. paludis Theobald, 1900

