

INSTITUT D'ELEVAGE ET DE MEDECINE VETERINAIRE DES PAYS TROPICAUX
10, rue Pierre Curie - 94704 MAISONS-ALFORT

Division de l'Enseignement

LES GLOSSINES

par

J. ITARD

Docteur Vétérinaire

INSTITUT D'ELEVAGE ET DE MEDECINE VETERINAIRE DES PAYS TROPICAUX

10, rue Pierre Curie - 94704 MAISONS-ALFORT

Division de l'Enseignement

LES GLOSSINES

par

J. ITARD

Docteur Vétérinaire

SOMMAIRE

LES GLOSSINES

	Pages
Chapitre I - Introduction - Historique	1
Chapitre II - Morphologie externe	6
1 - Morphologie générale	6
2 - Morphologie de la tête	10
3 - Morphologie du thorax	13
4 - Morphologie de l'abdomen	21
4.1. Genitalia mâles	21
4.2. Genitalia femelles	34
Chapitre III - Systématique	38
1 - Le genre <i>Glossina</i> et ses sous-genres	38
2 - Les espèces et sous-espèces	40
3 - Clés de détermination	43
ANNEXE I - Clés de détermination des glossines adultes	44
- Clé A - Caractères morphologiques externes	44
- Clé B - Caractères des genitalias mâles	51
- Clé C - Caractères des genitalias femelles	58
Chapitre IV - Répartition géographique	71
1 - Répartition des Glossines du sous-genre <i>Nemorhina</i>	73
2 - Répartition des glossines du sous-genre <i>Glossina</i> s. str.	76
3 - Répartition des glossines du sous-genre <i>Austenina</i>	80
4 - Les cartes de répartition des glossines	83

.../...

Chapitre V - Anatomie interne	97
1 - Appareil digestif	97
2 - Appareil excréteur	109
3 - Appareil salivaire	109
4 - Tissu adipeux	109
5 - Système circulatoire	111
6 - Système respiratoire	111
7 - Système nerveux	111
8 - Muscles	118
9 - Organes reproducteurs internes	118
Chapitre VI - Biologie et Physiologie	136
1 - La nutrition	136
2 - La reproduction	146
3 - Les stades pré-imaginaux	155
Chapitre VII - Techniques de conservation et de dissection des glossines	169
1 - Equipements et produits	169
2 - Préparation et conservation des insectes	170
3 - Préparation et montage des pièces anatomiques	175
3.1. Les principaux liquides éclaircissant et d'observation	176
3.2. Les milieux de montage	177
4 - Préparation et montage des genitalia de glossine	182
5 - Dissection de l'appareil génital femelle de glossine pour étude de l'âge physiologique	184
6 - Dissection des glossines pour examen des organes abdominaux et du proventricule	185
7 - Recherche des trypanosomes chez la glossine	187
Références bibliographiques (ouvrages généraux)	191

LES GLOSSINES

Chapitre I

Introduction - Historique

1. DEFINITION - IMPORTANCE

A l'exception de *T. equiperdum*, tous les trypanosomes des mammifères sont des parasites dixènes, dont la transmission à l'hôte définitif est réalisées par un insecte hématophage.

Celui-ci peut être un simple vecteur mécanique, qui se comporte comme une véritable seringue, le trypanosome restant cantonné, sans se multiplier ni subir de modification, aux pièces buccales.

Le parasite ne peut survivre, chez ce vecteur, qu'un temps très court (quelques secondes ou quelques minutes). Les vecteurs les plus fréquemment incriminés sont des *Tabanides* et des *Stomoxynés*, plus rarement des *Hippoboscides*. Ils assurent à eux seuls la transmission de *T. vivax* et de *T. evansi* dans les zones situées hors de l'aire de répartition des glossines.

Les mouches tsé-tsé ou Glossines sont, par contre, les vrais vecteurs des trypanosomes typiquement africains (*T. uniforme*, *T. congolense*, *T. simiae*, *T. suis*, *T. brucei* et ses sous-espèces). Elles constituent également, en Afrique tropicale, le vecteur essentiel de *T. vivax*. Les trypanosomes se multiplient intensément chez ce vecteur, en y accomplissant un cycle évolutif, qui sera décrit à propos de l'étude de chaque trypanosome. Les glossines infestées sont ainsi capables de transmettre, pendant toute la durée de leur vie, de grandes quantités de trypanosomes. Elles se comportent comme de véritables hôtes intermédiaires et revêtent de ce fait une importance considérable dans l'épizootiologie des trypanosomoses africaines.

La lutte contre les vecteurs des trypanosomoses animales est en conséquence, en Afrique, essentiellement dirigée contre les Glossines. Les opérations de lutte insecticide, qui sont les plus largement utilisées, sont en outre inefficaces contre les vecteurs mécaniques, les *Tabanides* notamment, dont l'habitat n'est pas aussi localisé que celui des Glossines.

2. LE GENRE *GLOSSINA*

Le genre *Glossina* ne renferme que des insectes hématophages, communément appelés "mouches tsé-tsé", diptères de la famille des *Muscidae*, sous famille des *Glossininae* (*).

Trente espèces ou sous-espèces ont été décrites. Elles sont présentes uniquement en Afrique au Sud du Sahara (région zoo-géographique Ethiopienne, sous-régions orientale et occidentale) où elles occupent une superficie d'environ 10.000.000 km². En 1906, des *Glossina tachinoides* ont été capturées dans le sud-ouest de l'Arabe (région d'Aden), mais elles n'ont pas été retrouvées depuis cette époque.

Quatre espèces fossiles ont été découvertes en Amérique du Nord (argiles schisteuses miocènes du Colorado), ce qui prouve qu'à une époque géologique reculée les mouches tsé-tsé existaient également en Amérique, d'où elles sont actuellement totalement absentes.

(*) POLLOCK (1971, 1973), en comparant les caractéristiques anatomiques, physiologiques et biologiques des Gastérophiles, des Hippobosques et des Glossines, a émis l'hypothèse que les Hippobosques et les Glossines dériveraient d'un ancêtre commun ressemblant beaucoup aux Gastérophiles actuels. D'après lui, les Glossines, qui seraient apparues entre la fin du Paléocène et l'Oligocène, ont trop peu de points communs avec les stomoxes pour être placés dans la même famille (les *Muscidae*). Il propose de classer le genre *Glossina* dans une super famille, les *Gastérophiloidea*, qui comprendrait 3 familles : les *Gastérophilidae*, les *Hippoboscidae*, les *Glossinidae*.

La première description des mouches tsé-tsé a été publiée en 1830 (*G. longipalpis* Wiedemann et *G. palpalis palpalis* Robineau-Desvoidy) (*) mais elles sont connues depuis l'antiquité (on a retrouvé, dans de vieux écrits persans, hébraïques et égyptiens, des passages concernant "la piqûre d'une mouche qui était fatale au bétail").

Ce sont ces mouches qui, à une époque plus récente, ont empêché la pénétration du continent africain par les premières expéditions portugaises qui, partant de l'embouchure du Zambèze, étaient composées de cavaliers (16e - 17e siècle).

Elles ont également arrêté la poussée vers le Sud des envahisseurs mahométans venant du Nord, qui utilisaient, dans leur marche en avant, de petits chevaux.

Tous les explorateurs du 19e siècle ont parlé des mouches qui décimaient le bétail ; R. Gordon Cumming, qui voyagea au Bechuanaland et au Transvaal en 1846, est le premier à avoir adopté le mot "tsé-tsé", nom vernaculaire d'origine Bantou, pour désigner *Glossina morsitans*, seule espèce connue à l'époque des explorateurs anglais. Par la suite, ce nom désigna au fur et à mesure de leurs découvertes toutes les espèces de mouches appartenant au même genre.

Vers 1879, le Dr. J. Drysdale est le premier qui a une idée juste du rôle de la Tsé-tsé dans la transmission des trypanosomiasés. Au Zululand, en 1894, Bruce découvre l'agent pathogène du Nagana (*T. brucei*) ou maladie de la mouche, trypanosomiase des bovidés et des équidés ; il démontre que *G. morsitans* joue un rôle actif dans la transmission des trypanosomes.

(*) La fondation du genre *Glossina* remonte à 1830, époque où le Professeur C.R.W. Wiedemann, entomologiste allemand, décrivit une mouche qu'il nomma *Glossina longipalpis*. Cet insecte aurait été capturé, entre 1792 et 1794, au Sierra Leone, par un botaniste suédois.

La même année, une seconde espèce fut décrite par J.B. Robineau Desvoidy, entomologiste français, sous le nom de *Nemorhina palpalis*. Le spécimen type provenait du Congo.

On ignorait, à cette époque, que ces insectes étaient les mêmes que ceux qui décimaient le bétail en Afrique.

En Gambie, en 1902, Forde et Dutton observent des trypanosomes dans le sang d'un homme malade tandis que l'année suivante Castellani et Bruce découvrent le parasite dans le liquide céphalo-rachidien de sommeilleux Ougandais.

En 1903, Brumpt et Sambon émettent indépendamment l'hypothèse que la trypanosomiase humaine est transmise par les Glossines, hypothèse que confirment, la même année, Bruce, Nabarro et Greig. Quelques années plus tard, Koch (1906) et Stuhlmann (1909) pensent que les trypanosomes se développent dans le tube digestif des glossines, tandis que Roubaud (1906) découvre la présence de trypanosomes dans les glandes salivaires.

A la fin de la première décennie du siècle, les divers types de cycles évolutifs sont connus grâce aux travaux de Kleine (1909) en Afrique orientale, de Bouffard (1910), Bouet et Roubaud (1910-1912) en Afrique occidentale, de Robertson en Ouganda, de Rodhain et Bequaert au Zaïre (ex-Congo belge).

A partir de 1910, année qui marque le point de départ de la lutte contre les vecteurs des trypanosomiasés, les glossines font l'objet de nombreux travaux de recherches. Des études écologiques sont entreprises dans toute l'Afrique afin de trouver une méthode de lutte ; elles aboutissent à la mise au point de la technique connue sous le terme de "clearing" dans les pays anglophones et de "prophylaxie agronomique" dans les pays francophones.

Malgré une orientation nettement écologique des recherches, les travaux de laboratoire ne sont pas négligés pour autant ; la morphologie, l'anatomie et les grandes lignes de la physiologie suscitent de nombreuses publications.

Avec l'apparition des insecticides et leur application à la lutte contre les glossines vers 1948 commence une ère nouvelle. De nombreux essais sont effectués tant au laboratoire que sur le terrain. Tous les moyens techniques sont utilisés : la pulvérisation au sol et par avion, la nébulisation ainsi que les aérosols.

A partir des années 60, les recherches se diversifient de plus en plus. Les techniques d'élevage sont mises au point et permettent des études physiologiques de plus en plus fines (microscopie électronique). La génétique jusque là négligée est abordée. Les techniques de lutte génétique sont étudiées au laboratoire tandis que les possibilités de la lutte par lâchers de mâles stériles sur le terrain sont explorées.

Chapitre II

Morphologie externe

1. MORPHOLOGIE GENERALE (Fig. 1, Fig. 2)

Les glossines sont des mouches allongées, robustes, de coloration brun noirâtre à brun testacé, jamais métallique ; leur longueur (sans le proboscis) est comprise entre 6 et 16 mm. Les mâles sont en général plus petit que les femelles.

Leur morphologie générale est celle des mouches. Elles diffèrent cependant de la plupart des autres *Muscidae* par l'adaptation de leurs pièces buccales à la piqûre, ce qui les fait classiquement (*) ranger dans le groupe des "muscoïdes piqueurs", auquel appartiennent les *Stomoxys* (*Haematobia*, *Stomoxys*, etc...). Elles se distinguent de ceux-ci par les principaux caractères mentionnés dans le tableau I.

Chez les glossines, les deux sexes sont hémaphages alors que chez la plupart des diptères piqueurs (*Tabanidae*, *Culicidae*), seule la femelle se nourrit de sang.

Les glossines se caractérisent en outre par leur mode de reproduction (voir chapitre VI 2,3) qui a été qualifié par Roubaud (1909) de propupiparité, ce qui les rapproche des diptères pupipares hémaphages (*Hippobosca*, *Melophagus*).

Comme chez tous les autres insectes, le corps est divisé en 3 parties :

- la tête qui porte les yeux, les antennes, les pièces buccales
- le thorax qui porte les pattes (3 paires) et les ailes (1 paire)
- l'abdomen qui se termine par les genitalia.

(*) voir note infrapaginale page 1.

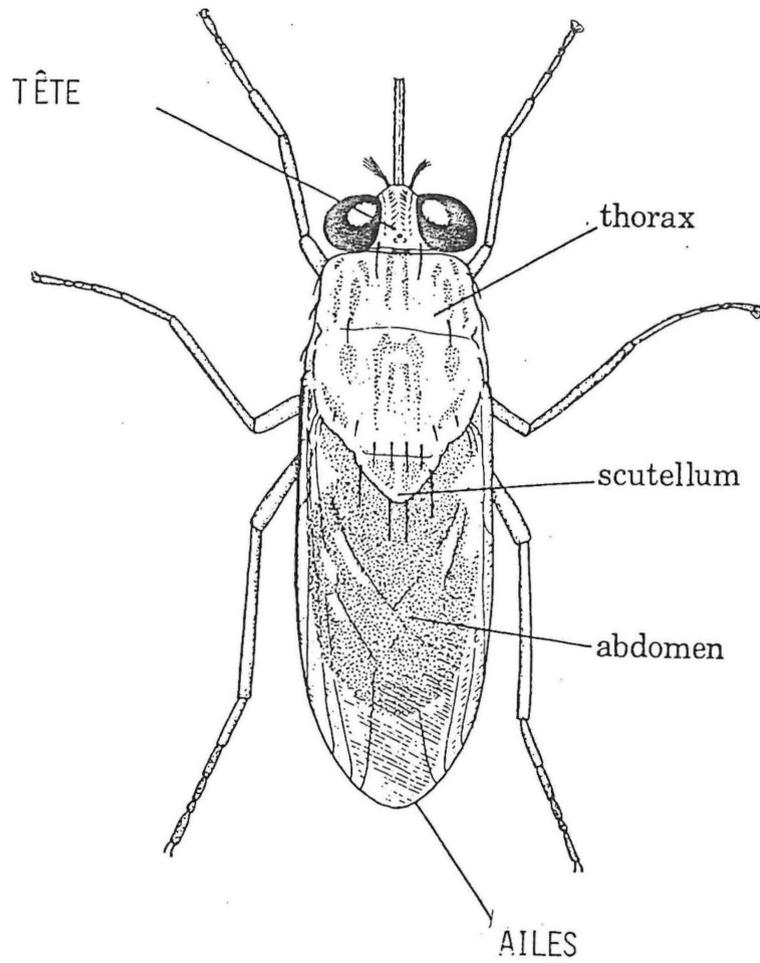


Fig. 1 - Glossine, vue dorsale.

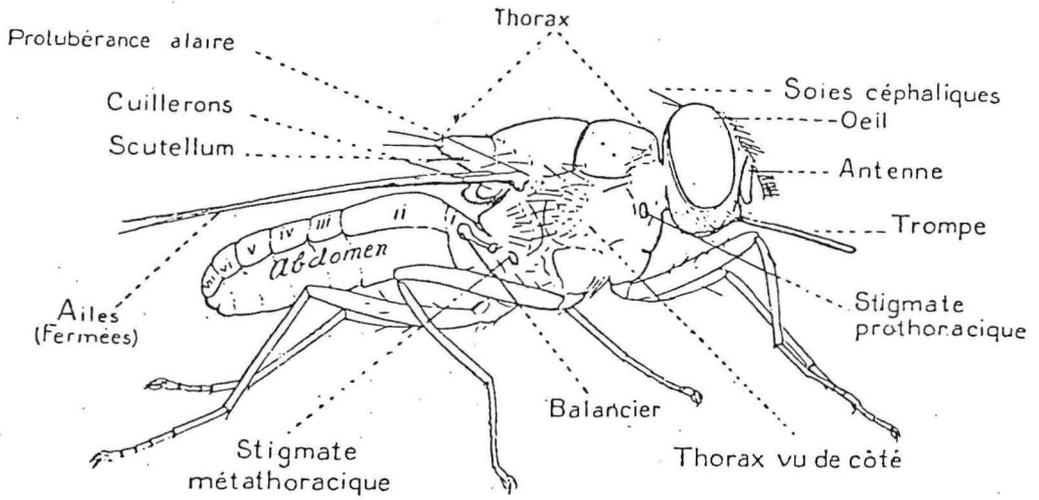


Fig. 2 - Glossine, vue latérale.

Tableau I

Caractères distinctifs entre les Glossines et les Stomoxes

	<i>Glossines</i>	<i>Stomoxys, Haematobia</i>
Proboscis	grêle, long, droit, renflé en bulbe à la base	faisant un angle à la base, non renflée en bulbe
Palpes maxillaires	aussi longs que le proboscis et l'engainant	généralement plus courts que le proboscis, non engainants
Arista antennaire	garnie dorsalement d'une seule rangée de soies plumeuses	une rangée de soies simples sur la face dorsale, et parfois sur la face ventrale
Ailes	Les nervures 4 et 5 délimitent une cellule fermée en forme de hache (cellule discale)	la cellule discale est de forme triangulaire
Spécimens vivants	Au repos, ailes croisées l'une sur l'autre au-dessus de l'abdomen	Au repos, ailes écartées en V

2. MORPHOLOGIE DE LA TÊTE (Fig. 3, Fig. 4)

La tête large, à peine plus étroite que le thorax, comprend les parties suivantes :

- Yeux. Une paire de grands yeux composés de chaque côté de la tête, largement séparés par le front, plus un groupe de 3 ocelles disposés en triangle au sommet de la tête (vertex), entre les yeux composés.

- Antennes (Fig. 5). Deux antennes situées sur le front, entre les yeux composés, avec chacun 3 articles. Les deux premiers sont petits et partiellement cachés ; le 3e, allongé et recourbé vers l'avant à son extrémité, est garni de petites soies formant, vu de profil, une frange antennaire. A la base du 3e article et sur sa face dorsale, est insérée l'*arista* presque aussi longue que lui et portant dorsalement une rangée de soies branchues.

- Cicatrice frontale ou suture ptilinale (Fig. 3, 4). Située au-dessus des antennes elle s'étend vers le bas autour des premiers articles antennaires. En forme de U renversé, elle correspond à l'ouverture du sac ptilinal invaginé. Le sac ptilinal ou ptilinum, recouvert de spicules et devenant turgescents, fait éclater l'extrémité antérieure du puparium au moment de l'éclosion. Il se dévagine lorsqu'on comprime la tête d'une glossine venant d'éclore (glossine ténérale).

- Pièces buccales (Fig. 6 et Fig. 7). Leur ensemble forme la trompe, ou proboscis, ou haustellum, long, fin, dirigé vers l'avant au repos, situé à la base de la tête, et protégé par les palpes maxillaires, aussi longs que la trompe, non segmentés, recouverts de poils raides sur leur face externe ; la face interne, glabre, est creusée en gouttière ; les palpes, disposés, au repos, de chaque côté de la trompe, se relèvent au moment de la piqûre, alors que la trompe est abaissée verticalement.

- Le proboscis proprement dit (sans les palpes) est formé de 3 parties : labium, hypopharynx, labre.

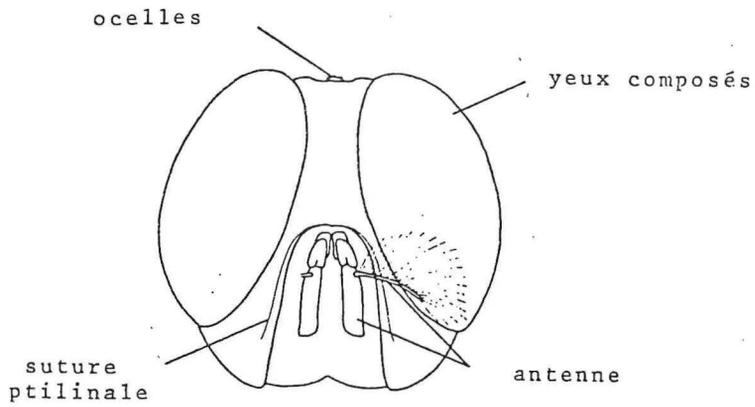


Fig. 3 - Tête de Glossine (schéma), vue de face.

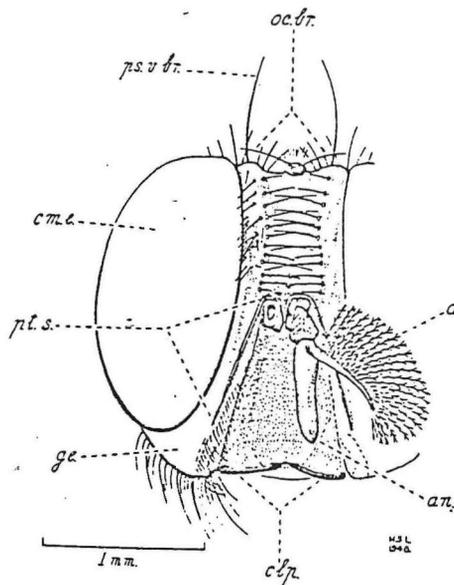


Fig. 4 - Tête de Glossine vue de face (d'après Buxton, 1955) :
 a, soies plumeuses de l'arista ; an, antenne ; clp, clypéus ;
 cme, yeux composés ; ge, joue ; oc. br., soies ocellaires ;
 ps. v br., soies post-verticales ; pt. s., suture ptilinale.

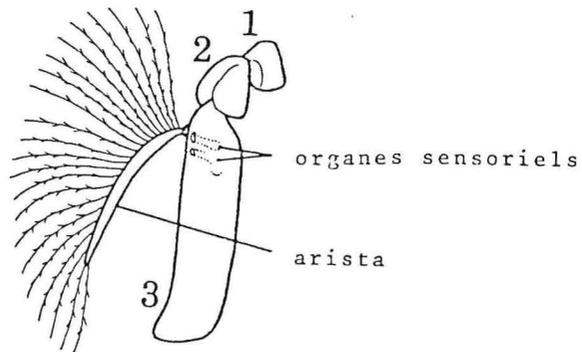


Fig. 5 - Antenne de Glossine (1, 2, 3 = premier, second et troisième articles antennaires).

- Le labium est formé de deux longues pièces rigides, la théca ventralement et la gouttière labiale dorsalement, réunies sur toute leur longueur, de chaque côté, par la membrane labiale. La base du labium est renflée (bulbe de la théca) et contient les muscles faisant mouvoir la théca et la gouttière labiale l'une sur l'autre. Le milieu de la gouttière labiale est creusé longitudinalement en sillon pour loger l'hypopharynx. L'extrémité distale du labium (ou labellum) est bilobée et porte des dents et des râpes servant à sectionner la peau.

- L'hypopharynx est un long tube très fin en continuité avec le canal salivaire. Il repose dans la gouttière labiale et permet l'écoulement de la salive. Son extrémité antérieure se termine par de fines digitations.

- le labre (ou épipharynx) forme une longue gouttière inversée terminée en pointe à son extrémité distale et dont les bords s'engrènent avec les côtés de la gouttière labiale pour former un canal à travers lequel le sang est aspiré pendant le repas.

- Chétotaxie (Fig. 4)

Sur le vertex se trouvent une paire de grandes soies postverticales et des soies ocellaires (une paire de taille moyenne, plusieurs petites). Sur le front, au-dessus des antennes, on remarque des rangées de soies frontales.

3. MORPHOLOGIE DU THORAX (Fig. 8, Fig. 9)

Le thorax est quadrangulaire. Le mésnotum constitue la plus grande partie de sa face dorsale. Il se divise en 3 segments : le prescutum, le scutum (séparé du prescutum par la suture transverse) et le scutellum, plus petit que les précédents. Ces segments portent des soies dont la disposition est utilisée en systématique (chétotaxie thoracique, fig. 10 et 11). Le scutum, en particulier, porte à son extrémité postérieure, deux fortes soies scutellaires apicales, plus longues chez le mâle de *G.m. morsitans* que chez la femelle. Latéralement le mesonotum présente, limité par des sutures, la dépression notopleurale et les callus huméraux aux angles antérieurs du prescutum, prélaux en avant de la base des ailes et postaux, aux angles postérieurs du scutum.

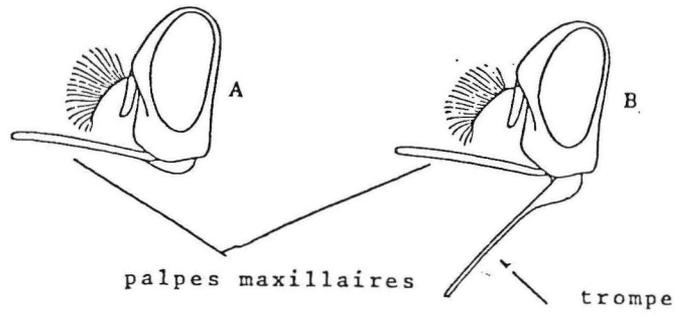


Fig. 6 - Tête de Glossine (vue latérale)

A - Trompe au repos

B - Trompe abaissée en position de piqûre

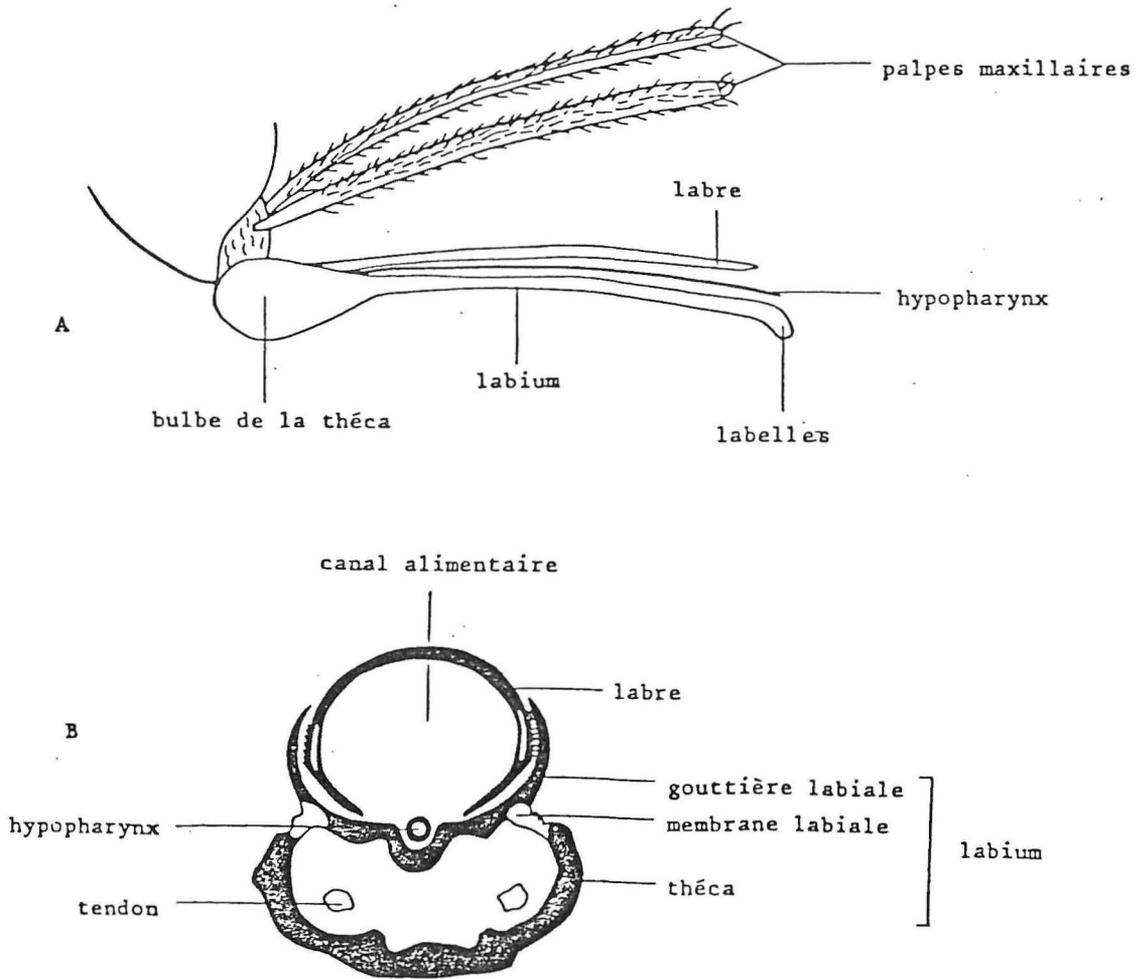


Fig. 7 - Proboscis de glossine

A - Vue de profil, avec les palpes maxillaires

B - Coupe transversale vers le milieu de la longueur

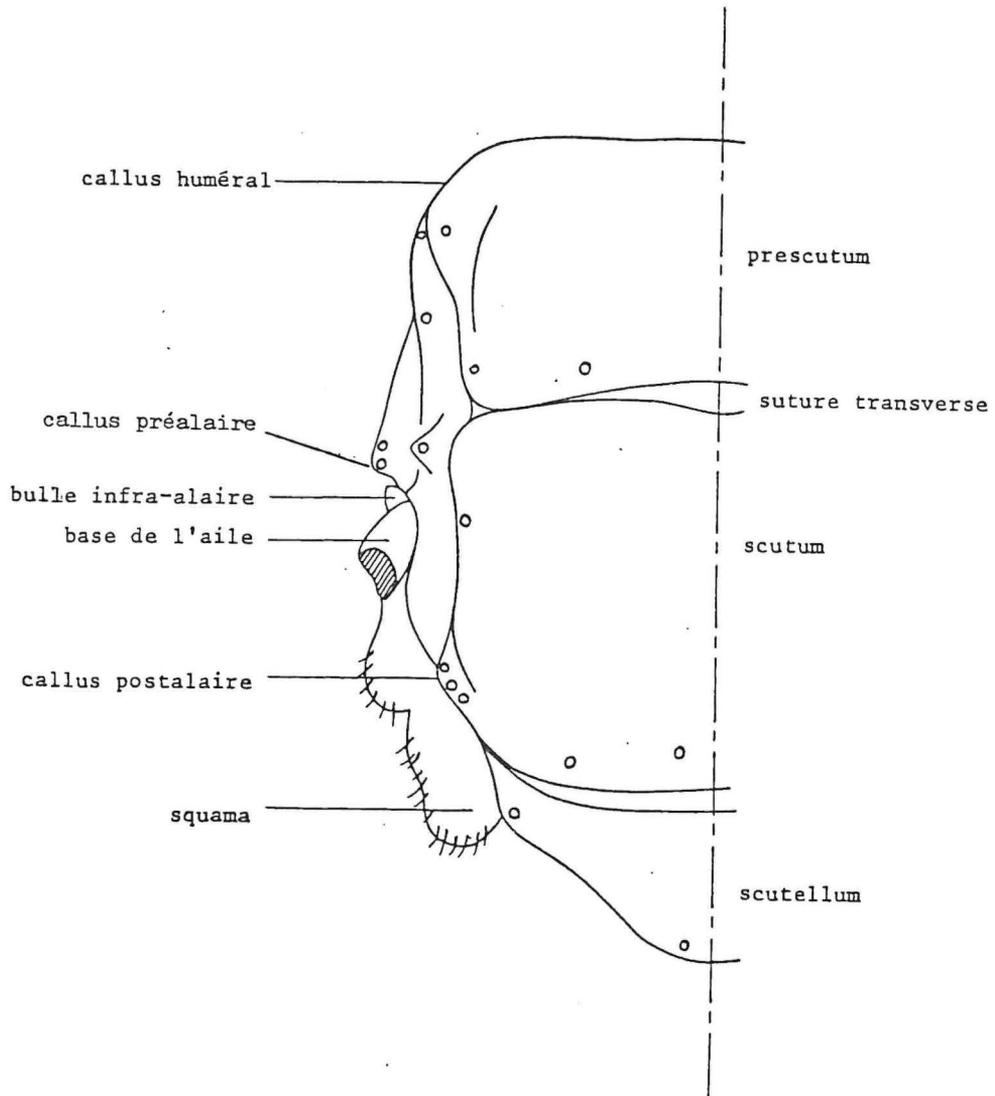


Fig. 8 - Demi-thorax de *Glossina fuscipes fuscipes* (original) - Vue dorsale (l'emplacement des principales soies est indiqué par des cercles).

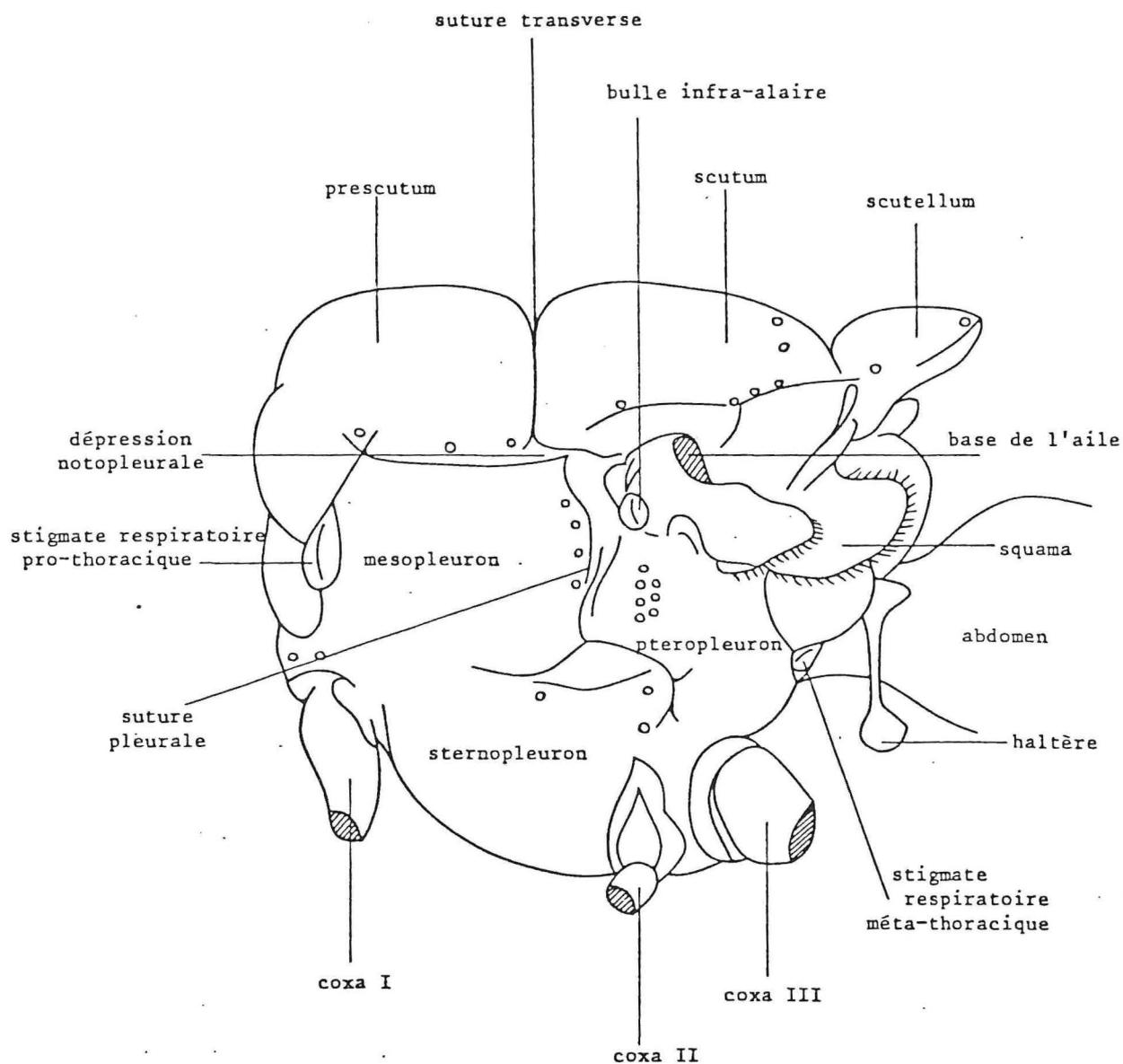


Fig. 9 - Thorax de *Glossina fuscipes fuscipes* (original)
Vue latérale

(l'emplacement des principales soies est indiqué par des cercles).

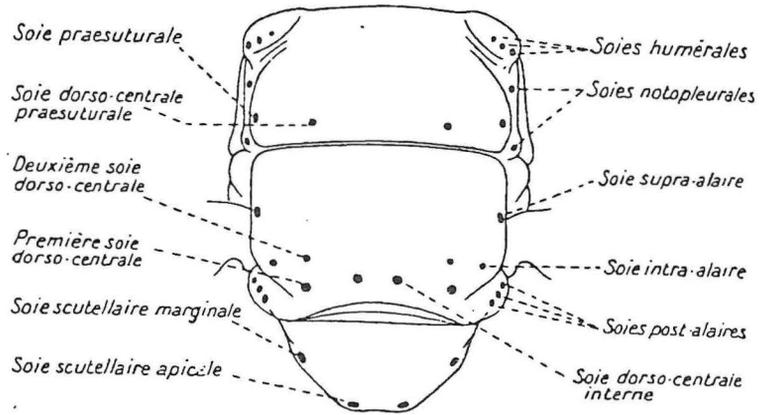


Fig. 10 - Schéma montrant la chétotaxie de *Glossina*
Face dorsale

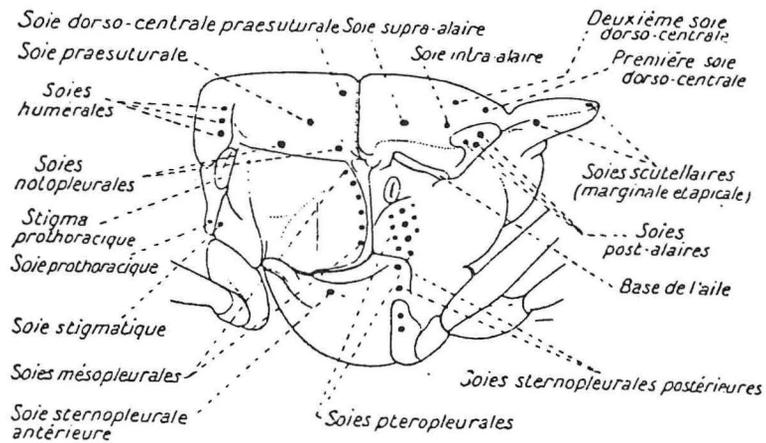


Fig. 11 - Schéma montrant la chétotaxie thoracique de
Glossina
Face latérale ou pleurale

Les parties latérales du thorax, entre l'insertion des pattes et la suture notopleurale, forment les pleures. On distingue le mesopleuron en avant, le pteropleuron en arrière séparé du précédent par la suture pleurale, et le sternopleuron en-dessous. Il existe une paire de stigmates respiratoires antérieures ou prothoraciques, en avant du mesopleuron, et une paire de stigmates postérieurs ou métathoraciques, derrière le pteropleuron.

La face dorsale du thorax est de couleur brun sombre avec des bandes longitudinales et des taches grisâtres plus ou moins nettes.

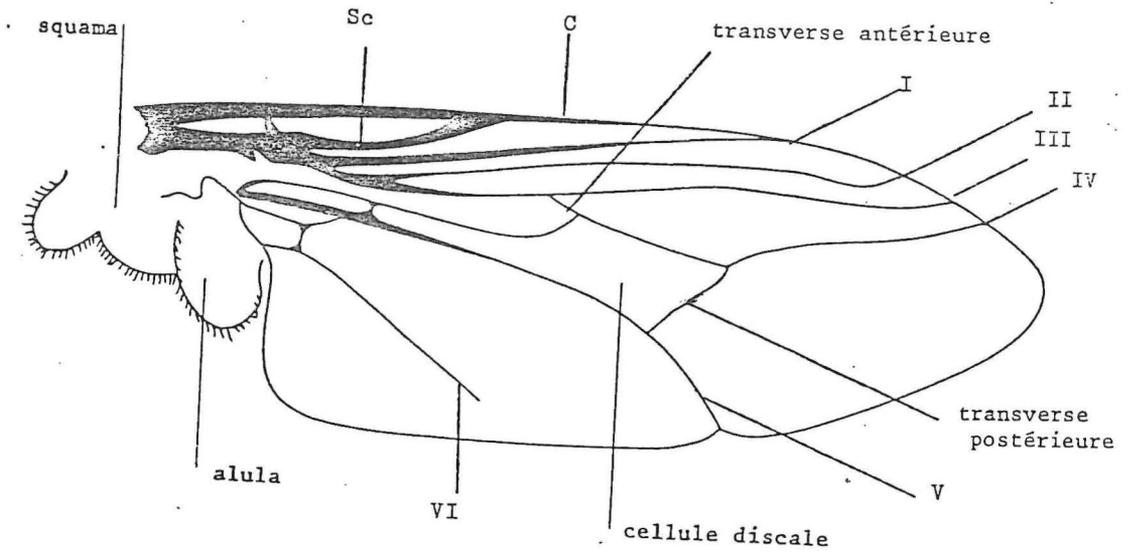
Sur le thorax s'insèrent les ailes et les pattes.

Ailes (Fig. 12 A) - Une seule paire d'ailes, dont la base est située à la jonction des sutures notopleurales et mésopleurales. Les ailes présentent une nervation constante et caractéristique, comprenant 6 nervures longitudinales dont les trois premières sont parallèles à la nervure costale ; la quatrième est recourbée vers l'avant et la cinquième vers l'arrière ; une nervure transverse réunie, vers l'extrémité de l'aile, les 4e et 5e nervures longitudinales, délimitant ainsi une cellule (cellule discale) en forme de hachette, caractéristique du genre Glossina.

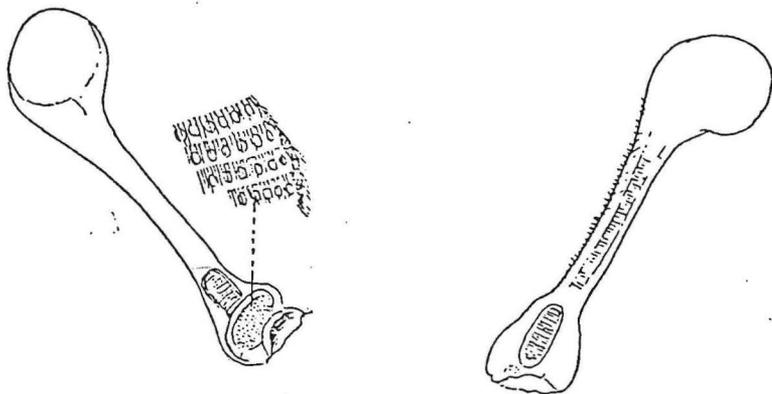
A sa base, l'aile porte un lobe libre ou alula et deux écailles membraneuses, le cuilleron alaire et le cuilleron thoracique, ou squama, bien développé, dont les bords sont garnis de poils particulièrement nombreux et bouclés chez les espèces du groupe *Fusca*, (sous-genre *Austenina*).

En dessous et en arrière des ailes, se trouve une paire d'haltères (balanciers), vestiges de la 2e paire d'aile et organes d'équilibration (Fig. 12 B).

Pattes (Fig. 13). Trois paires de pattes ; chaque patte est composée de : la Coxa (ou hanche), soudée au thorax, le trochanter, le fémur, le tibia et le tarse ; celui-ci comprend 5 segments, le dernier portant une paire de griffes et une paire de pulvilles. La coloration des segments tarsaux est utilisée en systématique pour séparer le sous-genre *Nemorhina* du sous-genre *Glossina*.



A - Aile de glossine



B - Haltères de glossine

Fig. 12 - Aile et haltères de glossine.

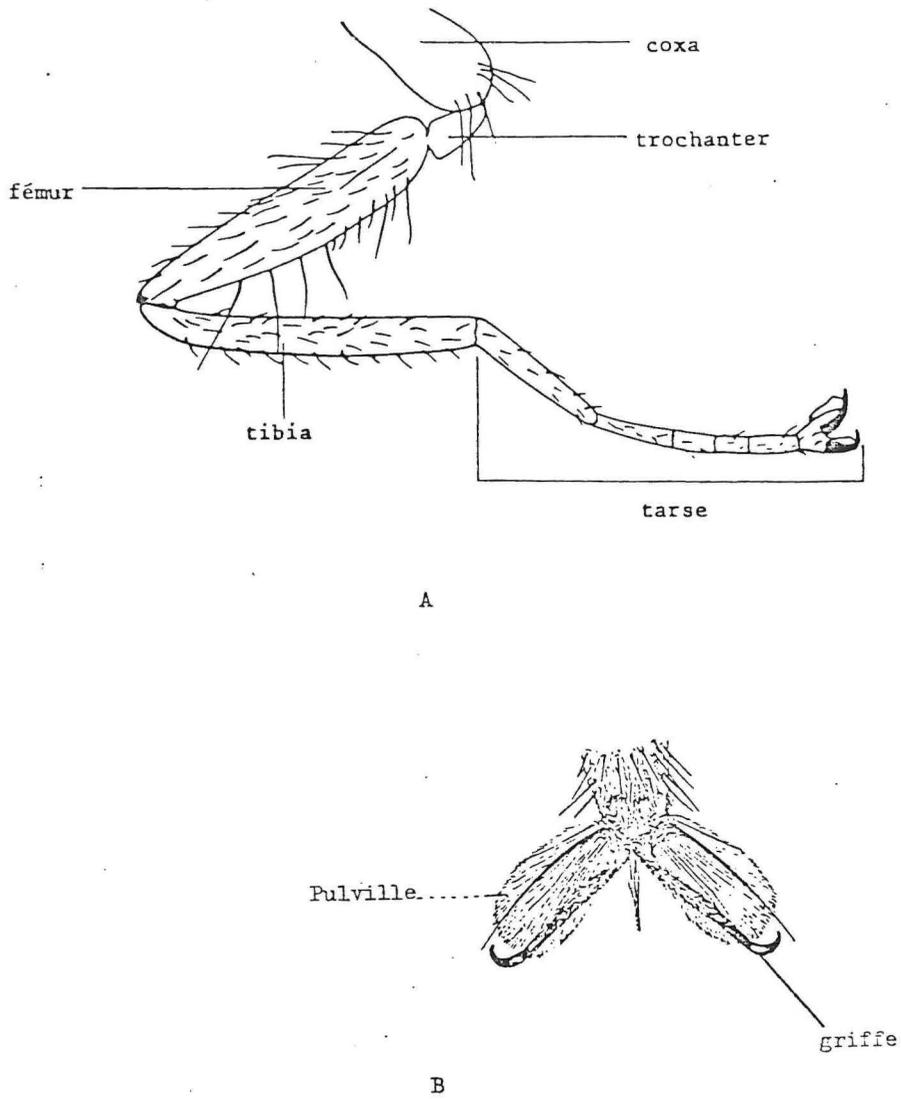


Fig. 13 - A - Patte de glossine
B - dernier segment du tarse

4. MORPHOLOGIE DE L'ABDOMEN (fig. 1, fig. 2, fig. 14)

L'abdomen est composé de 8 segments, dont 7 deuxième est le plus grand. Chaque segment comprend tergite, et une plaque ventrale ou sternite. Il y a une paire de spiracles respiratoires sur chaque segment, au centre des marges latérales. Les tergites présentent généralement une coloration plus ou moins nette (ou sombre sur fond plus clair).

L'abdomen se termine par les *Genitalia* (8e segment abdominal), appareil reproducteur externe du mâle (Fig. 15 A), et de la femelle (Fig. 15 B), dont la forme et les dimensions sont caractéristiques des espèces et sous-espèces.

4.1. Genitalia mâles (fig. 15 A, Fig. 16)

Chez le mâle, l'appareil reproducteur externe, dont une description détaillée a été faite par Machado (1954), comprend :

- les hectors
- l'hypopyge

Les hectors, partie médiane chitineuse du 5e sternite, se présentent sous la forme d'une plaque plus ou moins bilobée vers l'arrière, couverte de poils courts et raides. Ils servent à fixer la femelle pendant l'accouplement.

Les parties les plus importantes de l'appareil reproducteur externe du mâle se trouvent dans l'hypopyge (ou hypopygium).

Au repos, il se présente comme une callosité fortement convexe faisant saillie à la face ventrale de l'extrémité de l'abdomen. Sa pièce basale, ou épandrium, seule visible au repos, présente en son milieu un sillon longitudinal (sillon vulviforme), dilaté à son extrémité, où se trouve l'anus (Fig. 15A).

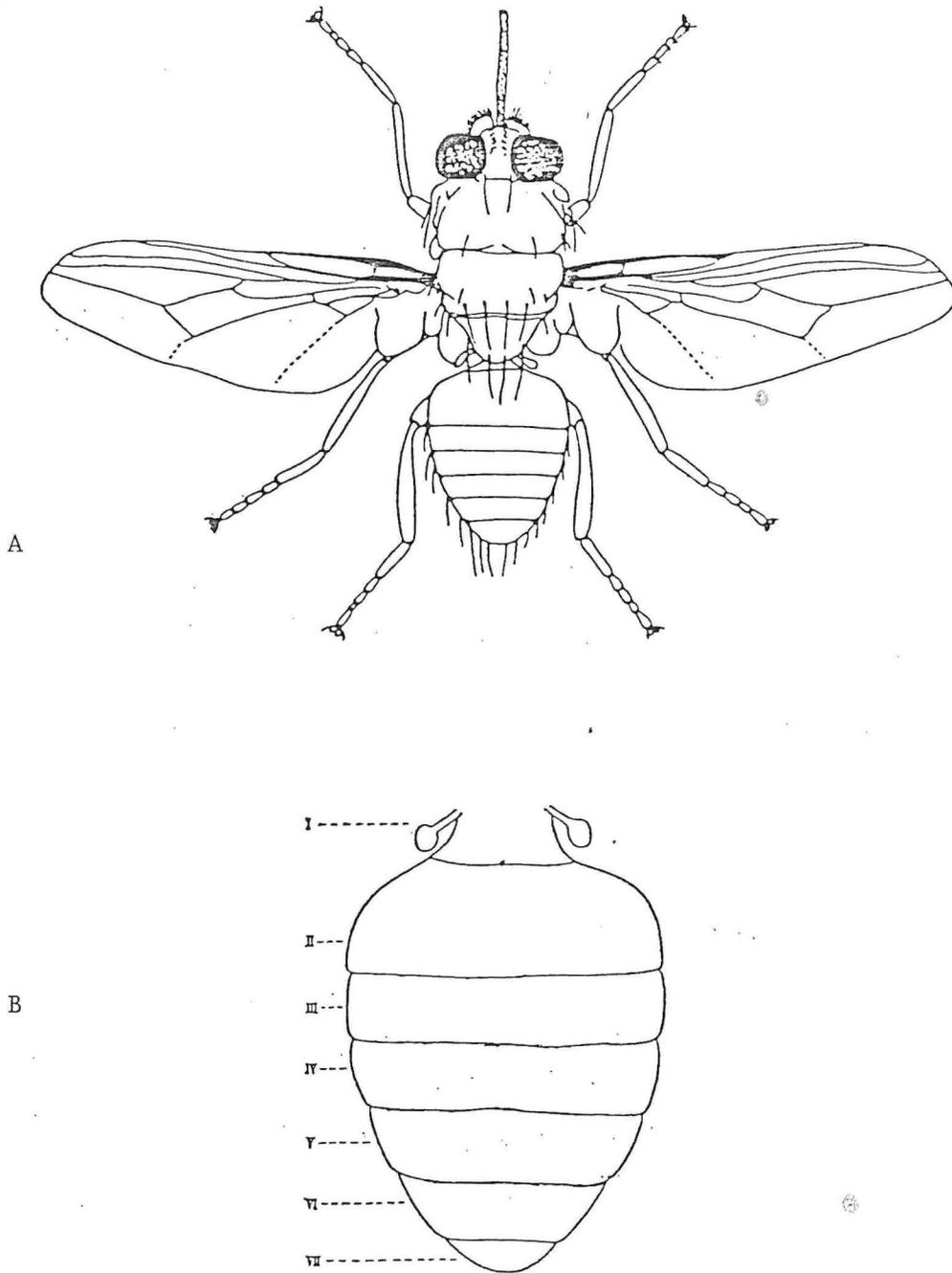
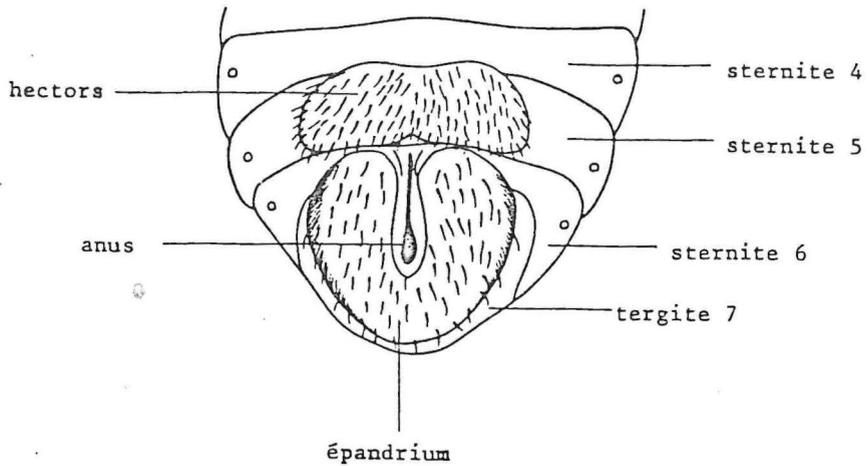
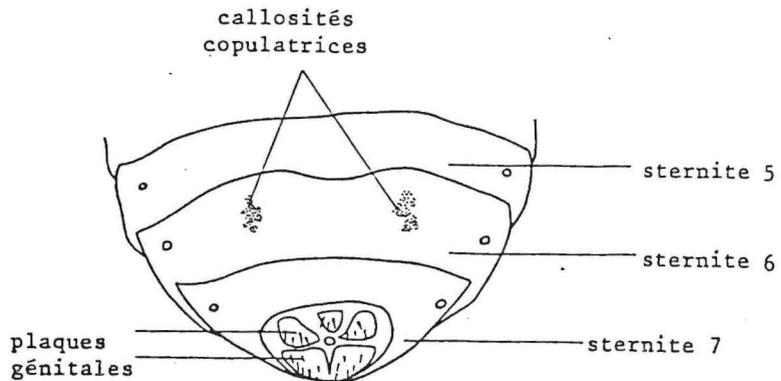


Fig. 14 A - Glossine en vue dorsale, ailes écartées pour dégager l'abdomen B.



A - Glossine mâle - Extrémité de l'abdomen, face ventrale



B - Glossine femelle (groupe *palpalis*) - Extrémité de l'abdomen (face ventrale)

Fig. 15 - Extrémité postérieure de l'abdomen des glossines, mâle et femelle.

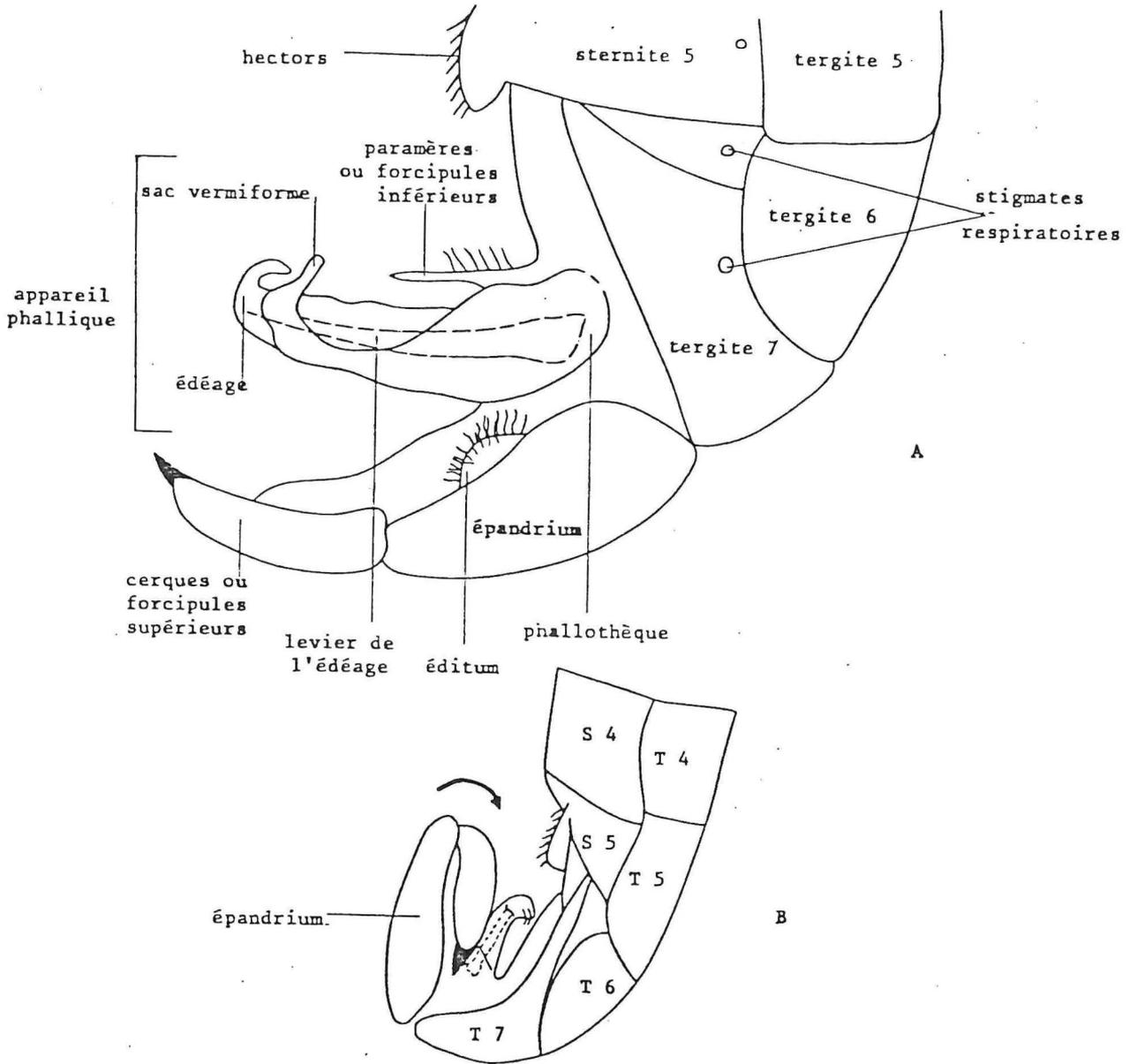


Fig. 16 - *Genitalia* mâle de glossine (schéma)

A - en position d'accouplement

B - en position de repos

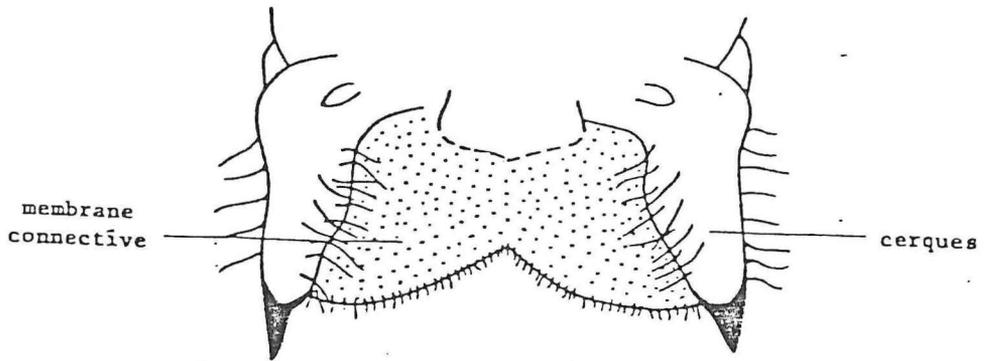
L'hypopyge s'articule avec le 7e tergite, et, au moment de l'accouplement, bascule de presque 180°. L'armature génitale proprement dite devient alors visible. On y distingue, accrochés à l'extrémité de l'épandrium, les forcipules supérieures, ou cerques, reliés l'un à l'autre (espèces du sous-genre *Glossina* et du sous-genre *Nemorhina*), ou non (espèces du sous-genre *Austenina*) par la membrane connective (Fig. 17), et terminés par une pointe (ou dent) plus ou moins acérée selon les sous-genres. Les marges de l'épandrium présentent de chaque côté, vers leur milieu, une protubérance velue, l'éditum.

Situé à la face interne de l'épandrium et protégé par lui, se trouve l'appareil phallique, (Fig. 18), qui se compose de :

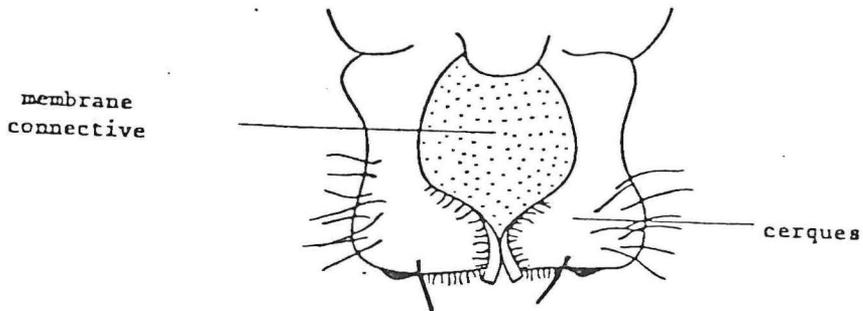
a) la phallothèque, anneau basal sclérifié s'articulant avec le segment 7, et devenant membraneux distalement, pour s'évaginer latéralement et former les sacs vermiformes, extensibles, finement segmentés et recouverts de petites denticulations. A l'extrémité distale de la phallothèque se trouve la plaque cordiforme qui sert de charnière à l'édéage.

b) les paramères ou forcipules inférieures, qui s'insèrent en avant sur le bord de la phallothèque et se composent d'une lame chitinisée à double paroi dont la face externe est pileuse, l'interne glabre. Les paramères ont une grande valeur taxonomique chez les glossines du sous-genre *Nemorhina*.

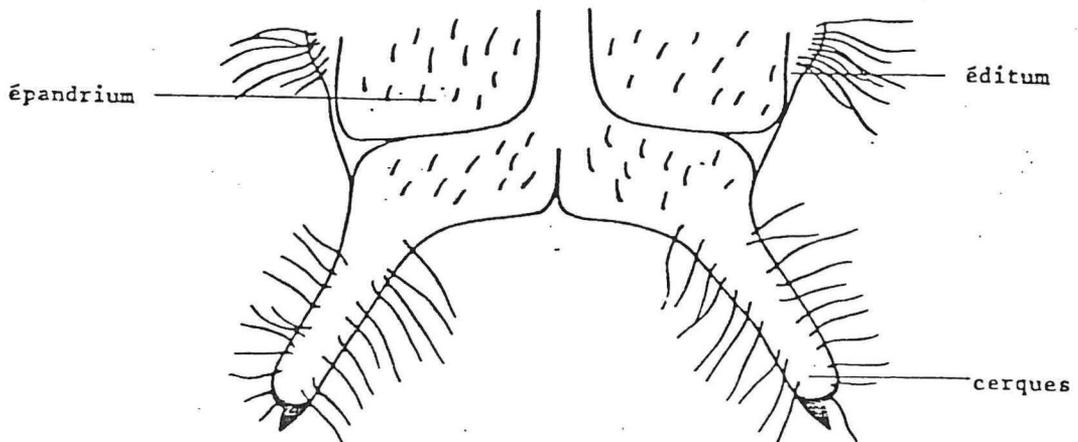
Chez les espèces de ce sous-genre, les paramères se courbent en avant, si bien que leur face externe est concave. Ils sont formés d'un "corps" présentant un lobe externe ou distal et un lobe interne ou basal. Le corps se rétrécit apicalement pour former un "col" se terminant par une "tête", dilatée en lame mince ou simplement recourbée vers l'extérieur, portant quelques soies (fig. 19).



A - s. genre *Nemorhina*
(Groupe *palpalis*)



B - s. genre *Glossina s. str.*
(Groupe *morsitans*)



C - s. genre *Austenina*
(Groupe *fusca*)

Fig. 17 - Cerques ou forcipules supérieurs des trois groupes de glossines.

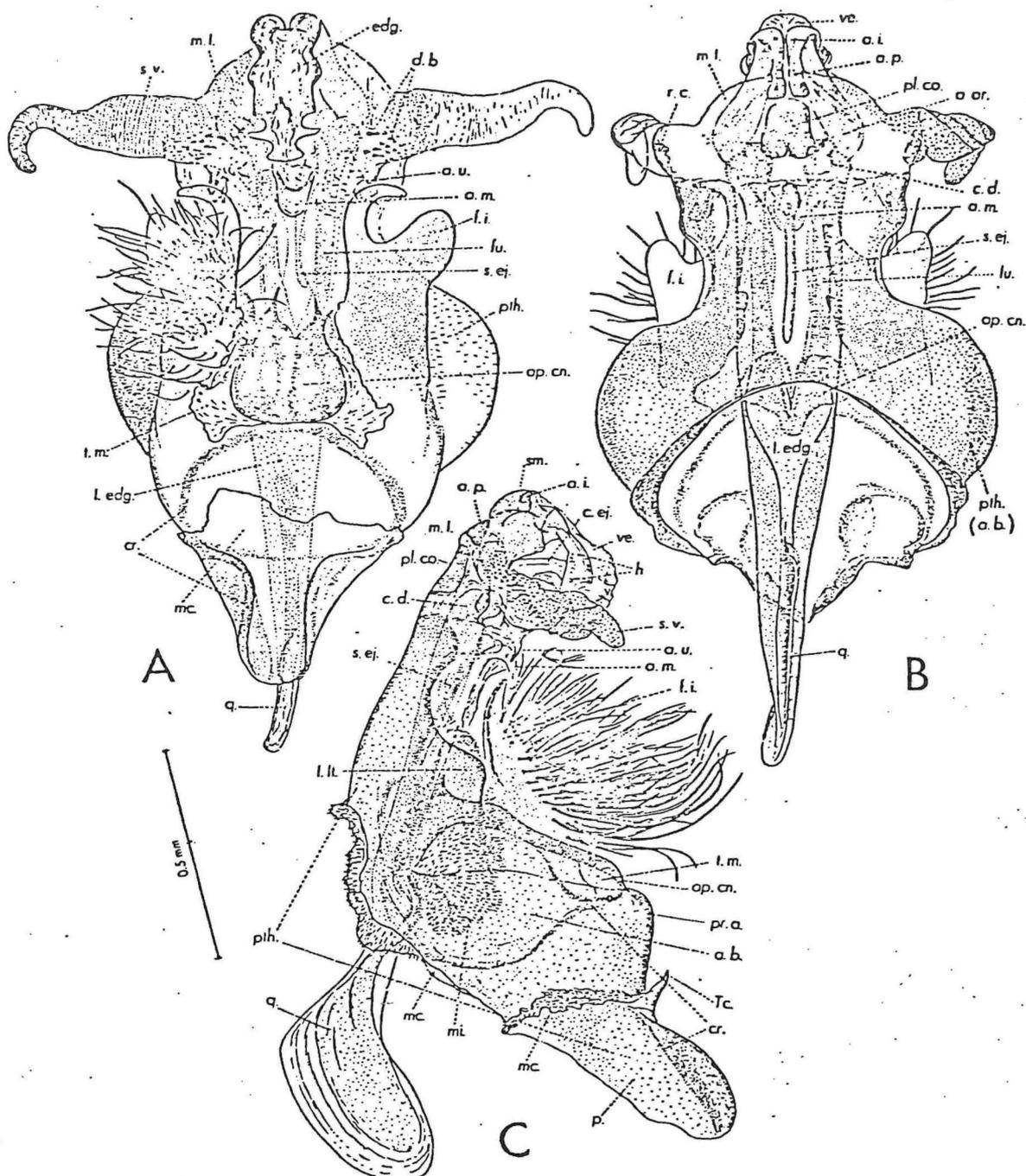


Fig. 18 — Appareil phallique du mâle de *G. fuscipes fuscipes* (exemplaires du lac Tumba, Congo Belge); A: vu de face; B: vu par derrière; C: vu de profil.

a.ar. apophyse articulaire; *a.b.* anneau basal de la phallothèque; *a.i.* apophyse interne; *a.m.* apophyse médiane; *a.p.* apophyse postérieure; *a.u.* apophyse unciforme; *ap. cn.* apodème connectif; *cd.* condyle; *c.ej.* canal éjaculateur; *cr.* crêtes d'insertion de muscles; *d.b.* denticulations basales; *edg.* édéage; *f.i.* forcipule inférieur; *fu.* furca; *h.* harpes; *l.edg.* levier de l'édéage; *l.ll.* lobe latéral; *m.c.* lambeaux de la membrane ciliée; *mi.* microtriches; *m.l.* membrane de liaison; *p.* pointe antérieure de l'anneau basal; *pl. co.* plaque cordiforme; *pr.a.* proéminence antérieure; *p.h.* phallothèque; *q.* quille *r.c.* renforcement chitineux; *s.ej.* sclérite éjaculateur; *sm.* sommet de l'édéage; *s.v.* sac vermiforme; *tc.* lambeau de membrane en T; *t.m.* tache membraneuse; *ve.* vesica.

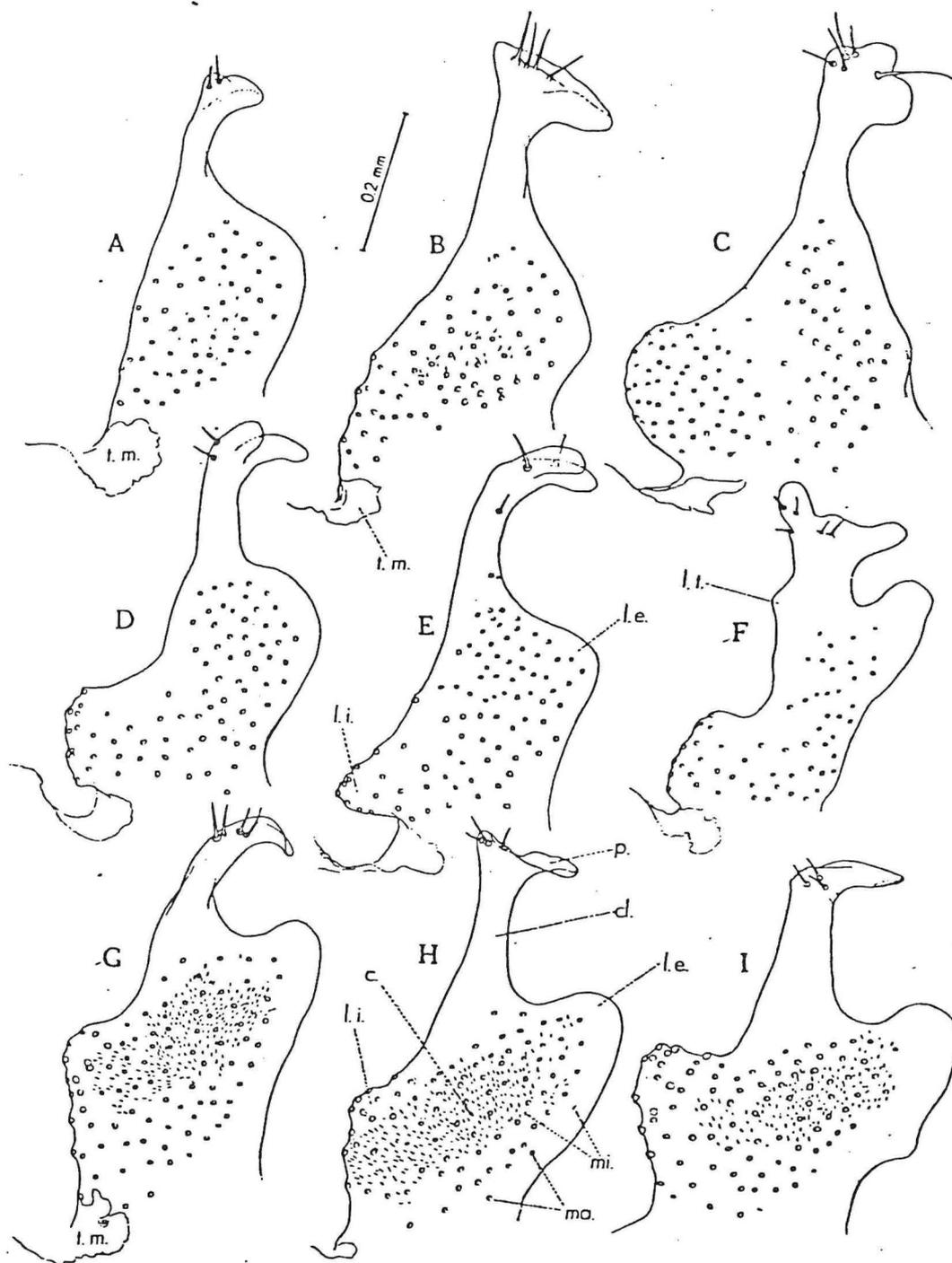


Fig. 19 – Forcipules inférieures des Glossines du Groupe *palpalis* (aspect dans les préparations aplaties). A: *palpalis palpalis* (ex. de Catumbela); B: *palpalis gambiensis* (ex. de la Guinée portugaise); C: *caliginea* (ex. de Douala); D: *pallicera pallicera* (ex. de Bissanderou, C. Iv.); E: *pallicera newsteadi* (ex. du Mayumbe portugais); F: *tachinoides* (ex. de Bissanderou, C. Iv.); G: *fuscipes fuscipes* (ex. de Befale, C.B.); H: *fusc. martinii* (ex. de Lufira-Lombwe); I: *fusc. quanzensis* (ex. de la riv. Tshikapa). Les petits cercles correspondent aux bases d'implantation des macrotriches. c. corps du forcipule; cl. col; l.e. lobe externe; l.i. lobe interne; l.t. lobe triangulaire; ma. macrotriches; mi. microtriches; p. pointe; t.m. tache membraneuse.

(A. de Barros Machado, 1954)

Dans les deux autres sous-genres, les forcipules inférieurs, de forme plus simple, ont peu de valeur taxonomique.

c) le pénis ou phallosome, (Fig. 20, Fig. 21) partie axiale de l'appareil phallique, qui comprend, outre les conduits spermatiques, un segment proximal (levier de l'édéage) et un segment distal (édéage).

Le levier de l'édéage est une tige chitineuse dont la base, comprimée dans le plan médian, a la forme d'une quille de navire. Les muscles moteurs qui s'insèrent sur la quille permettent l'érection du levier dont la partie distale est formée par une fourche, la furca ; sur les extrémités arrondies des branches de la furca viennent s'articuler les apophyses articulaires de l'édéage ; la furca porte en outre, dans son plan médian, une lame semi-membraneuse percée d'un orifice (la fenêtre) dont le bord inférieur se prolonge en avant en gouttière (l'apophyse médiane). Sur la face postérieure de la membrane se trouve le sclérite éjaculateur qui sert d'appui aux muscles de la vésicule spermatique.

Le segment distal du phallosome, ou édéage, (Fig. 22) a, vu de profil, la forme de deux V parallèles (un droit, un gauche), renversés, unis à leurs sommets. Les 2 branches postérieures forment des apophyses articulaires, qui s'appuient sur les extrémités de la furca. Le sommet de l'édéage, ou corps, porte, vers l'arrière, les apophyses postérieures qui vont s'articuler avec le bord distal de la plaque cordiforme et, en avant, les apophyses internes.

Les branches antérieures de l'édéage sont formées par les harpes, baguettes chitineuses qui soutiennent les parties membraneuses (Fig. 23). Chez les espèces du s.g. *Nemorhina* et *Glossina*, les harpes n'ont pas de pointes libres. Chez les espèces du s.g. *Austenina*, les harpes ont toujours des pointes libres (sauf chez *severini*), les unes plus proximales, les autres plus distales.

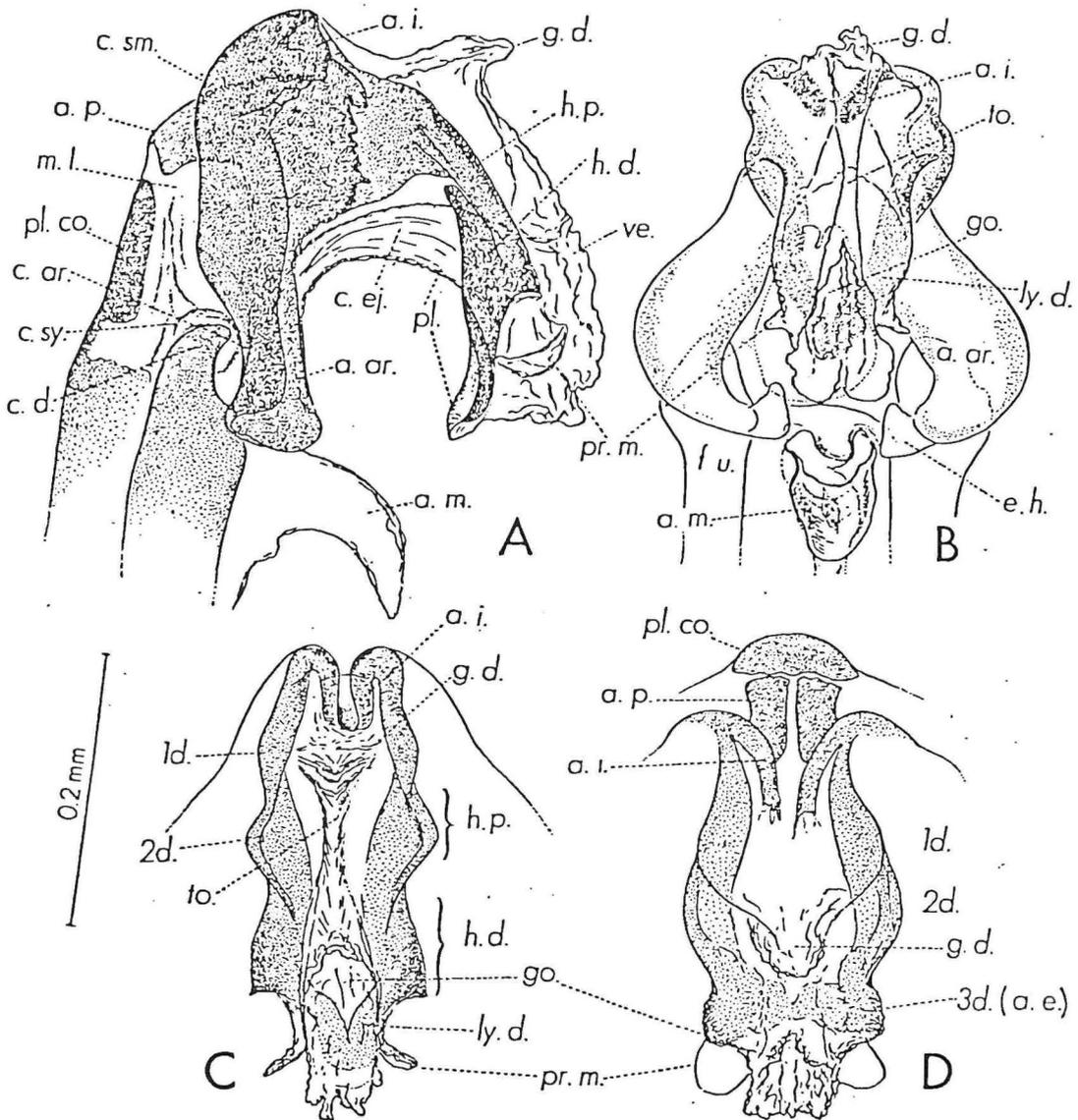


Fig. 22— Divers aspects de l'édéage. A: vu de profil (*G. fuscipes fuscipes* du lac Tumba); B: vu de face (*G. palpalis palpalis* d'Ambuila, Angola); C: id. (*G. fuscipes* du lac Tumba); D: vu d'en haut (*G. f. fuscipes* du lac Tumba).

a.ar. apophyse articulaire; *a.e.* angle écailleux; *a.i.* apophyse interne; *a.m.* apophyse médiane; *a.p.* apophyse postérieure; *c.ar.* cavité articulaire; *c.d.* condyle du levier de l'édéage; *c.ej.* canal éjaculateur; *c.sm.* corps du sommet de l'édéage; *c.sy.* capsule synoviale; *1d.*, *2d.*, *3d.* première, deuxième et troisième dilatations de la branche distale de l'édéage; *e.h.* extrémité hyaline de l'apophyse articulaire; *fu.* furca du levier; *g.d.* gibbosité dorsale; *go.* gonopore; *h.p.* harpes, segment proximal; *h.d.* harpes, segment distal; *ly.d.* «lyre» distale des harpes; *m.l.* membrane de liaison; *pl.co.* plaque cordiforme; *pr.m.* proéminence mammillaire; *pl.* plancher de la vesica; *to.* toit de la vesica.

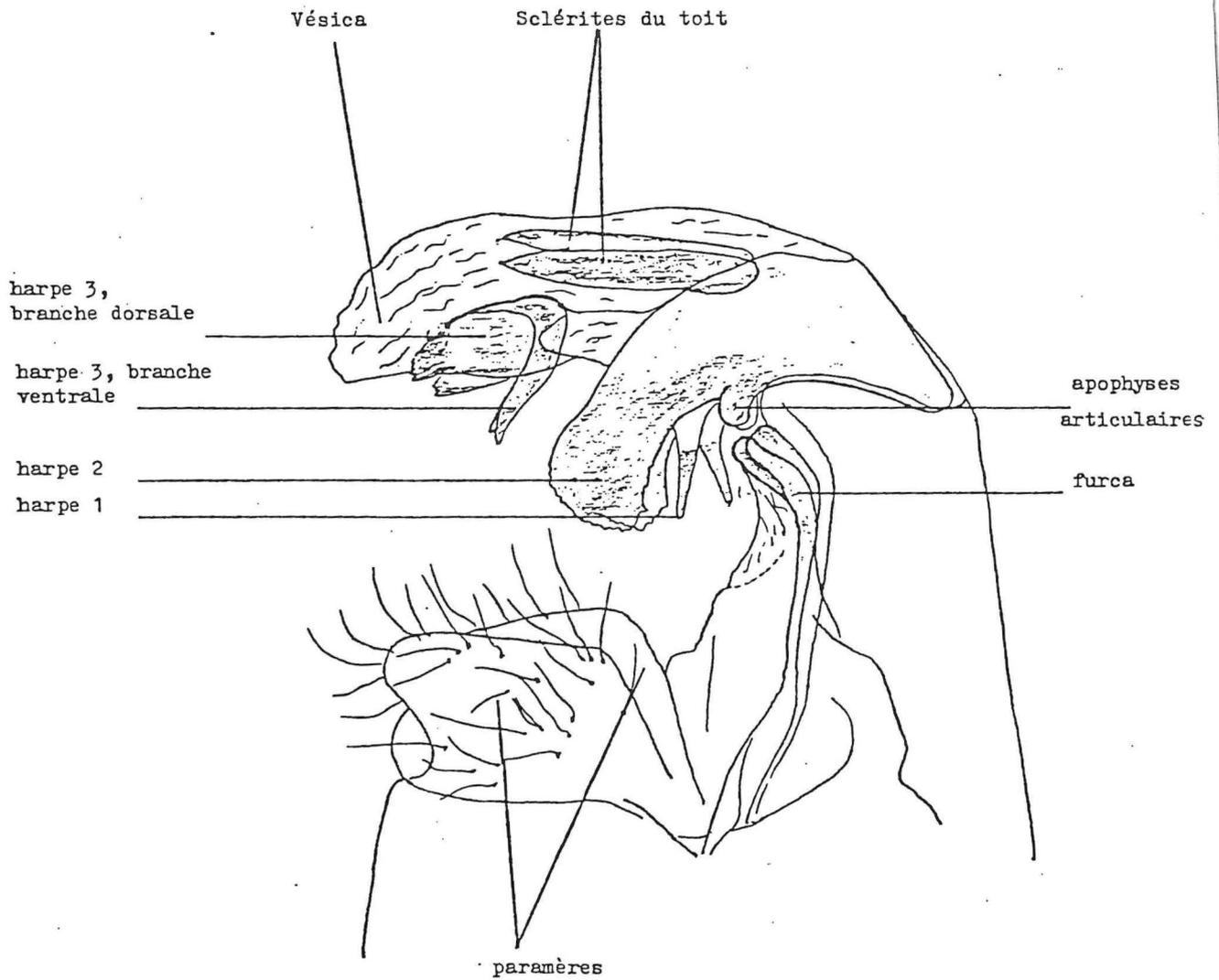


Fig. 23 - Appareil phallique de *Glossina fusca congolensis*, (exemplaire de R.C.A.), vu de profil.

Dans le sous-genre *Glossina*, les plaques anales sont fusionnées et les plaques dorsales absentes, sauf chez *G. austeni* où elles sont réduites (Fig. 25).

Dans le sous-genre *Austenina*, la plaque médio-dorsale est absente (**)
(Fig. 26).

On remarque enfin, chez les femelles du sous-genre *Nemorhina* la présence de callosités copulatrices sur la face ventrale du 6e segment, cicatrices laissées par les pointes des forcipules supérieurs du mâles lors de l'accouplement (Fig. 15 B).

(**) Il existe par contre, chez les espèces du sous-genre *Austenina* une pièce chitineuse située dans la partie antéro-dorsale de l'utérus, le signum, dont la forme et les dimensions sont caractéristiques des espèces et sous-espèces.

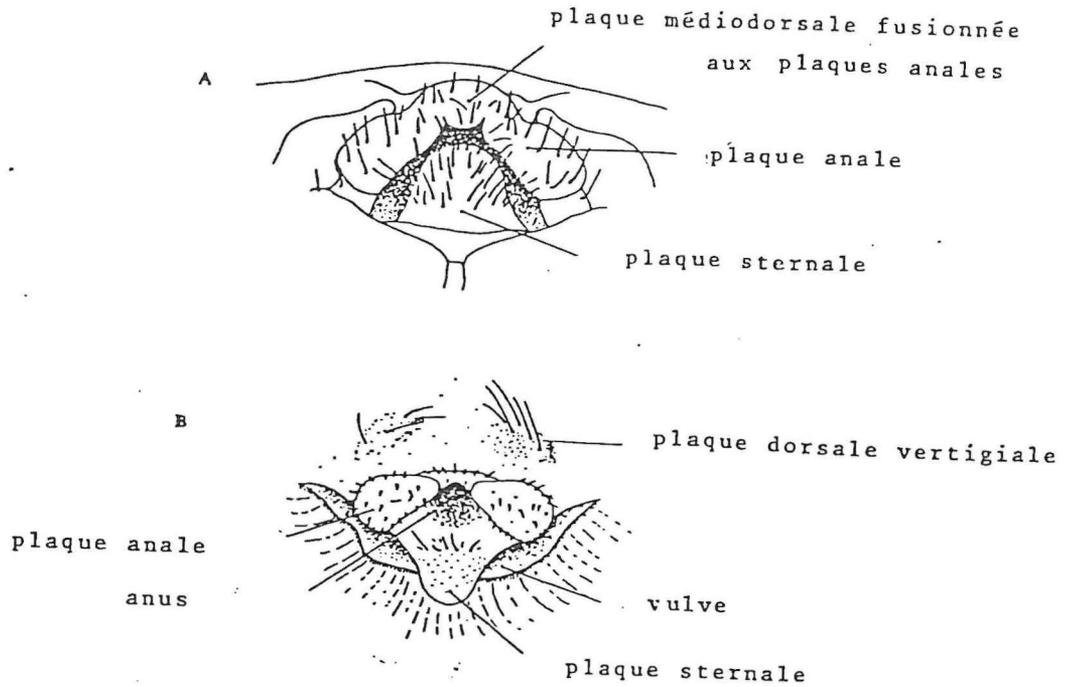


Fig. 25 - Armature génitale des femelles du s.g. *Glossina*

A - *Glossina morsitans*

B - *Glossina austeni*

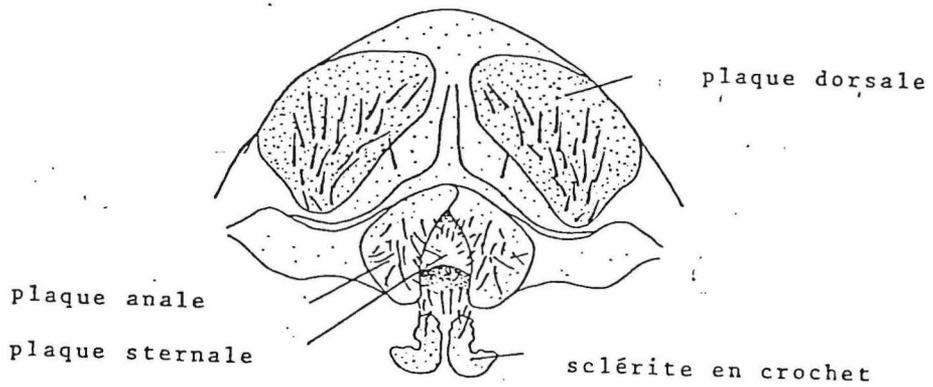


Fig. 26 - Armature génitale de *Glossina brevipalpis*
(s.g. *Austenina*).

Chapitre III

Systématique

1 - LE GENRE GLOSSINA ET SES SOUS-GENRES

La systématique des glossines a considérablement évolué depuis la création du genre *Glossina* par Wiedemann en 1830. Des espèces sont tombées en synonymie ; d'autres espèces ne sont plus reconnues en tant que telles ; certaines espèces ont été scindées en plusieurs sous-espèces.

Le genre lui même a été divisé (Newstead, 1911), en trois "groupes" d'espèces qui sont maintenant élevées au rang de sous-genre :

A - sous-genre *Nemorhina* Robineau-Desvoidy, 1830 (ancien groupe *palpalis*)
Espèce type : *G. (N.) palpalis* (R.-D.), 1830

B - sous-genre *Glossina* s. str. (Zumpt, 1935) (ancien groupe *morsitans*)
Espèce type : *G. (G.) longipalpis* Wiedemann, 1830

C - sous-genre *Austenina* Townsend, 1921 (ancien groupe *fusca*)
Espèce type : *G. (A.) brevipalpis* Newstead, 1910.

Le groupement des espèces du genre *Glossina* en 3 sous-genres se justifie par des caractéristiques communes aux espèces appartenant à chaque sous-genre, tant au point de vue morphologique qu'écologique et même génétique.

Ces caractères communs sont résumés ci-après :

A. - Sous-genre *Nemorhina*

Espèces de taille moyenne (8-10 mm) ou petite (6-8 mm). Abdomen brun noir ou avec des taches sombres sur fond clair grisâtre (petite espèce). Tarses des pattes postérieures ayant tous les segments recouverts de poils brun foncé ou noir.

Genitalia mâles : forcipules supérieurs reliés par une membrane connective à bord libre présentant une profonde incision médiane ; extrémité distale des forcipules supérieurs libres et largement séparés, munis d'un processus apical simple, en forme de dent. Paramères (forcipules inférieurs) caractéristique des espèces et sous-espèces (Fig. 29).

Genitalia femelles : 6 plaques génitales, dont la forme et les dimensions, notamment celles des plaques dorsales, sont caractéristiques des espèces et sous-espèces (Fig. 36).

Pas de signum.

Espèces vivant à proximité de l'eau, en Afrique occidentale et en Afrique centrale (forêts, îlots forestiers, galeries forestières, végétation bordant les cours d'eau, les berges des lacs, les mangroves, les nyiayes, etc...).

B - Sous-genre *Glossina s.str.*

Espèces de taille moyenne (8-10 mm). Abdomen généralement avec des taches sombres sur fond clair jaunâtre. Tarses des pattes postérieures ayant seulement les deux derniers segments recouverts de poils noirs (sauf *G. austeni*).

Genitalia mâles : forcipules supérieurs très renflés à l'apex, réunis par une membrane connective réduite, les extrémités élargies des forcipules supérieurs étant réunies par deux lobes médians plus ou moins développés qui se rejoignent sur la ligne médiane (Fig. 17 B).

Genitalia femelles : une paire de plaques anales fusionnées et une plaque sternale ; plaques dorsales absentes ou très réduites (*G. austeni*) (Fig. 25).

Pas de signum.

Espèces moins inféodées au cours d'eau que celles des deux autres sous-genres, fréquentant essentiellement les savanes boisées et les fourrés.

C - Sous-genre *Austerina*

Espèces de grande taille (11-16 mm), abdomen de teinte uniforme brune plus ou moins claire. Tarses des pattes postérieures avec seulement les deux derniers segments brun ou brun-noirâtre.

Genitalia mâles : forcipules supérieurs libres, non réunis par une membrane connective ; harpes remarquables, caractéristiques des espèces (Fig. 23).

Genitalia femelles : 5 plaques génitales (plaque médio-dorsale absente) (Fig. 26).

Signum en général bien développé (Fig. 35).

Espèces de forêts denses humides, de mosaïque forestière (mosaïque forêt-savane, mosaïque côtière), d'îlots forestiers ou de grosses galeries forestières, sauf *G. longipennis* qui fréquente des zones beaucoup plus sèches, en Afrique de l'Est (savanes arborées et forêts claires).

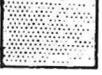
2 - LES ESPECES ET SOUS-ESPECES

Afin de clarifier le statut des espèces et sous-espèces, le "Conseil Scientifique International de Recherches sur les Trypanosomiasés" (C.S.I.R.T.), de l'organisation de l'unité africaine (O.U.A.), au cours de sa 12e réunion (Bangui, 1968) a désigné un sous comité chargé de "réviser le choix des symboles et des couleurs conventionnels utilisés pour représenter les espèces et sous-espèces de mouches tsétsé et soumettre leurs conclusions au Président du comité exécutif de l'I.S.C.T.R."

Le rapport, soumis au comité, lors de sa 13e réunion (Lagos, 1971) a été publié en annexe de la publication n° 105, 13e réunion du C.S.I.R.T. (O.U.A./S.T.R.C., Lagos, 1971).

Le sous-comité recommande d'admettre comme valables les 30 espèces suivantes, auxquelles sont attribués les symboles et couleurs conventionnels reproduits fig. 27.

Fig. 27 - SYMBOLES ET COULEURS CONVENTIONNELLS

Sous-genre <i>Memorhina</i>		Référence Neoset Letterpress	Sous-genre <i>Austerina</i>		Référence Neoset Letterpress
	<i>G. palpalis palpalis</i>	Brun doré P 24417 N 1/2 teinte		<i>G. fusca fusca</i>	Mandarine BP 12645 N Solid
	<i>G. palpalis gambiensis</i>	idem, plus trame pointillée (1)		<i>G. fusca congolensis</i>	idem, plus trame pointillée (1)
	<i>G. tachinoides</i>	Bleu martin pêcheur P 22019 N aplat		<i>G. nigrofusca nigrofusca</i>	Mauve bleuté P. 24433 N 1/2 teinte
	<i>G. pallicera pallicera</i>	Olive BP 12651 N 1/2 teinte		<i>G. nigrofusca hopkinsi</i>	idem, plus trame pointillée (1)
	<i>G. pallicera newsteadi</i>	idem, plus trame pointillée (1)		<i>G. fuscipleuris</i>	Cheval alezan P. 46382 N aplat
	<i>G. fuscipes fuscipes</i>	Rose rouge profond P 18078 3/4 teinte		<i>G. severini</i>	
	<i>G. fuscipes martini</i>	idem, plus trame pointillée (1)		<i>G. harringtoni</i>	Vert scarabée P. 46374 N 1/2 teinte
	<i>G. fuscipes quanzensis</i>	idem, plus trame hachurée (2)		<i>G. vanhoofi</i>	
	<i>G. calliginea</i>	Jaune chrome pur P 18034 N aplat		<i>G. nashi</i>	
Sous-genre <i>Glossina</i>		Référence Neoset Letterpress		<i>G. tabaniformis</i>	Bleu mordoré P 22002 1/2 teinte
	<i>G. longipalpis</i>	Rouge écarlate P 18066 N aplat		<i>G. longipennis</i>	Jaune primevère pur P 18030 N 1/2 teinte
	<i>G. morsitans morsitans</i>	Vert pois P 22045 N aplat		<i>G. brevipalpis</i>	Rose bengale BP 12546 N aplat
	<i>G. morsitans submorsitans</i>	idem, plus trame pointillée (1)		<i>G. medicorum</i>	Vert brillant permanent P 22029 N 1/2 teinte
	<i>G. morsitans centralis</i>	idem, trame hachurée (2)		<i>G. schwetzi</i>	Brun doré P 24417 N aplat
	<i>G. pallidipes</i>	Rouge permanent P 18063 1/4 teinte	(1) 		Zip - A - Tone n°18
	<i>G. austeni</i>	Vert gazon P 22044 N aplat	(2) 		Zip - A - Tone n°36
	<i>G. symnertoni</i>	Bleu Oxford P 22004 N 3/4 teinte			

- Sous-genre *Nemorhina*

(5 espèces et 7 sous-espèces)

(1a) *G. palpalis palpalis* (Robineau-Desvoidy), 1830(1b) *G. palpalis gambiensis* Vanderplank, 1949(2) *G. tachinoides* Westwood, 1850(3a) *G. pallicera pallicera* Bigot, 1891(3b) *G. pallicera newsteadi* Austen, 1929(4a) *G. fuscipes fuscipes* Newstead, 1910(4b) *G. fuscipes martini* Zumpt, 1935(4c) *G. fuscipes quanzensis* Pires, 1948(5) *G. caliginèa*, Austen 1911- Sous-genre *Glossina*

(5 espèces et 3 sous-espèces)

(1) *G. longipalpis* Wiedemann, 1830(2a) *G. morsitans morsitans* Westwood, 1850(2b) *G. morsitans centralis* Machado, 1970(2c) *G. morsitans submorsitans* Newstead, 1910(3) *G. pallidipes* Austen, 1903(4) *G. austeni* Newstead, 1912(5) *G. swynnertoni* Austen, 1923- Sous-genre *Austenina*

(12 espèces et 4 sous-espèces)

(1a) *G. fusca fusca* Walker, 1849(1b) *G. fusca congolensis* Newstead et Evans, 1921(2a) *G. nigrofusca nigrofusca* Newstead, 1910(2b) *G. nigrofusca hopkinsi* Van Emden, 1944(3) *G. fuscipleuris* Austen, 1911(4) *G. severini* Newstead, 1913

- (5) *G. haningtoni* Newstead et Evans, 1922
- (6) *G. vanhoofi* Henrard, 1952
- (7) *G. nashi* Potts, 1955
- (8) *G. tabaniformis* Westwood, 1850
- (9) *G. longipennis* Corti, 1895
- (10) *G. brevipalpis* Newstead, 1910
- (11) *G. medicorum* Austen, 1911
- (12) *G. schwetzi* Newstead et Evans, 1921

3 - CLES DE DETERMINATION

L'usage d'une clé pour déterminer les espèces et sous-espèces est utile lorsqu'on aborde pour la première fois la systématique des glossines.

Plusieurs clés ont été publiées par différents auteurs. Les dernières en date, qui tiennent compte des données les plus récentes, et, en particulier, du travail de Machado (1970) sur les sous-espèces de *G. morsitans*, sont celles de Potts (1973, in K.G.V. Smith, p. 224-239), dont nous donnons une traduction en annexe I, pages suivantes.

Actuellement, les déterminations sont effectuées essentiellement par examen, après éclaircissement au Marc André et montage au PVA, des *genitalia* mâles et femelles (et du signum pour les femelles des espèces du sous-genre *Austenina*) ; si les caractères de coloration et de pilosité ne peuvent être totalement éliminés (femelles du sous-genre *Glossina* par ex.) ils doivent toutefois être utilisés avec circonscription car pour les espèces à grande dispersion géographique, la coloration, par exemple, est souvent affectée par les conditions locales (spécimens plus clairs en zone de savane, plus sombres en région forestière).

Les principaux caractères morphologiques utilisés dans les clés de Potts sont définis au chapitre II. On trouvera en outre d'excellentes figures et photographies des *genitalia* mâles et femelles des espèces appartenant aux sous-genres *Nemorhina* et *Austenina* dans les monographies de Machado (1954 et 1959), et pour les sous-espèces de *G. morsitans*, dans l'article du même auteur, publié en 1970 (1er symposium international sur l'élevage des mouches tsétsé, Lisbonne).

ANNEXE 1

CLES DE DETERMINATION DES GLOSSINES ADULTES D'APRES
W.H. POTTS (in K.G.V. SMITH)

"Insects and other arthropods of medical importance"

London 1973

Traduction : J. ITARD

CLE A - CARACTERES MORPHOLOGIQUES EXTERNES (visibles à l'oeil nu ou avec
une loupe de poche)

1. Ptéropleure portant quelques fortes soies de taille égale à celles de la sternopleure ; ces soies sont nettement différenciables du revêtement général de poils soyeux plus courts des sclérites pleuraux ; poils bordant les squamae thoraciques frisés et nombreux, leur donnant un aspect laineux ; grandes ou moyennes espèces : 9,5 - 14,5 mm de long :
 - Sous-genre *Austenina* (groupe *fusca*).....2
 - Ptéropleure ne portant que des poils soyeux dont certains peuvent être plus grands que les autres mais dont aucun n'égale la taille des soies nettement différenciées qui saillent parmi les poils soyeux de la sternopleure ; poils bordant les squamae thoraciques moins nombreux, non frisés, formant une frange nette ; espèces de taille moyenne ou petite (6,5 à 11 mm) :
 - Sous-genre *Nemorhina* (groupe *palpalis*)
 - et *Glossina* (groupe *morsitans*).....13
2. Palpes maxillaires plus courts que la largeur de la tête ou ne la dépassant pas de plus d'1/9 de leur longueur 3
 - Palpes maxillaires plus longs dépassant la largeur de la tête d'1/6 à 1/3 de leur longueur. 6

3. Ailes enfumées ; frange antennaire ayant 1/4 à 1/3 de la largeur maximale de l'antenne (Fig. 28 C).

tabaniformis Westwood

- Ailes claires ; frange antennaire ayant 1/5 de la largeur maximale de l'antenne ou moins..... 4

4. Face dorsale du thorax présentant une tache brun foncé bien visible sur chacun des 4 quartiers ; espèce pâle (généralement brun-jaunâtre clair) ; face inférieure du bulbe de la thêca avec une tache noire au sommet

longipennis Corti

- Face dorsale du thorax ne présentant pas de taches brun foncé aussi nettes ; face inférieure du bulbe de la thêca de teinte uniforme..... 5

5. Nervure transverse antérieure de l'aile, dans les 2 sexes, avec une partie épaissie fortement chitinisée et foncée

brevipalpis Newstead

- Nervure transverse antérieure de l'aile ne présentant une tache foncée comme ci-dessus que chez la femelle

schwetzi Newstead et Evans

- Nervure transverse antérieure de l'aile sans tache foncée dans les 2 sexes
medicorum Austen

6. Tous les articles des targes des pattes postérieures uniformément foncés dorsalement 7

- Seuls les 2 derniers articles des targes des pattes postérieures foncés dorsalement, contrastant avec la coloration plus pâle des autres articles ...8

7. Les 2 derniers articles des tarse des pattes antérieures et médianes pâles, ou, au plus, légèrement plus foncés à l'apex ; pleures et coxae des pattes postérieures gris sombre ; 3e segment antennaire fortement et graduellement recourbé à l'extrémité, comme chez *G. nigrofusca* (Fig. 28 B)

severini (*) Newstead

- Les 2 derniers articles des tarse des pattes antérieures et médianes noirs, l'avant dernier ayant au moins une bande sombre à l'extrémité distale et le dernier entièrement noir dorsalement contrastant nettement avec les autres articles tarsaux ; 3e segment antennaire avec une extrémité émoussée, seulement légèrement et brusquement recourbée, comme chez *G. fusca* (Fig. 28 A)

nashi (*) Potts

8. Frange antennaire (Fig. 28 B) ayant 1/2 à 3/4 de la plus grande largeur de l'antenne ; tibias III avec une large plage foncée au milieu et une tache beaucoup moins distincte à l'apex

nigrofusca nigrofusca Newstead

- Frange antennaire ayant moins d'1/4 de la plus grande largeur de l'antenne ; tibias III avec ou sans plage foncée 9

9. Bulle infra-alaire brun foncé à fauve, sans raie verticale pâle au centre

fuscipleuris Austen

- Bulle infra-alaire testacée, souvent avec une raie verticale pâle au centre..... 10

10. Frange antennaire ayant environ 1/5 de la plus grande largeur du 3e segment antennaire

haningtoni Newstead et Evans

- Frange antennaire ayant moins d'1/6 de la plus grande largeur du 3e segment antennaire (Fig. 28 A).....11

(*) Ces espèces sont plus facilement identifiées par examen des *genitalia*.

11. Tibias des pattes postérieures avec des plages sombres au milieu et une tâche beaucoup moins distincte à l'apex
nigrofusca hopkinsi van Emden
- Tibias des pattes postérieures avec ou sans plages sombres ; s'il y a présence de plages sombres, il y a une teinte brune à peine moins distincte à l'apex qu'à la base..... 12
12. Palpes gris sombre ; les 3 premiers articles des tarsi des pattes postérieures bruns
vanhoofi (*) Henrard
- Palpes jaune clair ou bistre à gris brun ; les 3 premiers articles des pattes postérieures jaunâtre ou jaune ocre (mais pouvant parfois tendre vers le brunâtre)
- fusca* (*) Walker
13. Tous les articles des tarsi des pattes postérieures brun foncé ou noirâtres en vue dorsale ; face supérieure de l'abdomen uniformément brune, généralement brun foncé, avec au plus, des dessins indistincts, mais il peut avoir des bandes sombres sur fond jaunâtre pâle (*tachinoïdes*) sous-genre *Nemorhina* et quelques spécimens d'*austeni*..... 14
- Seuls les 2 derniers articles des tarsi des pattes postérieures brun foncé ou noirâtres, contrastant nettement, en général, avec les 3 premiers articles plus pâles ; face supérieure de l'abdomen présentant, généralement, des bandes sombres nettes sur un fond plus clair
- sous-genre *Glossina* s.str..... 22
14. Face dorsale des segments abdominaux avec des bandes sombres interrompues sur un fond jaune pâle
tachinoïdes Westwood
- Face dorsale des segments abdominaux sans bande sombre distincte15

(*) Ces espèces sont plus facilement identifiées par examen des *genitalia*.

15. Face dorsale de l'abdomen rouge ocre ; petite espèce (7,5 à 8,5 mm)
austeni (s.g. *Glossina*)
- Face dorsale de l'abdomen brun à brun noir, espèces plus grandes
 (8,5 à 11 mm)..... 16
16. Frange de poils sur le bord antérieur du 3e article antennaire ayant
 1/4 de la largeur de l'article ou plus (Fig. 28 E)
pallicera s.l..... 17
- Frange de poils sur le bord antérieur du 3e article antennaire
 ayant 1/6 de la largeur de l'article ou moins..... 18
17. 3e article antennaire anormalement étroit, comparativement à sa lon-
 gueur et fortement incurvé à l'apex (Fig. 28 E) ;
 frange antennaire ayant environ 3/5 de la largeur de l'antenne
pallicera pallicera Bigot
- 3e article antennaire différent du précédent, ressemblant davantage
 à une gousse (Fig. 28 F) ; frange antennaire ayant 1/4 de la lar-
 geur de l'antenne
pallicera newsteadi Austen
18. Face dorsale de l'abdomen noir à brun-sépia, bords postérieurs des seg-
 ments ne présentant pas une étroite marge plus pâle que le reste ; une
 large zone pâle médiane plus ou moins carrée sur le 2e tergite
caliginea Austen
- Bords postérieurs de la face dorsale des segments abdominaux présentant
 une étroite marge plus pâle ; zone médiane pâle du 2e tergite étroite
 et allongée.....19
19. Coloration de la face dorsale de l'abdomen variable, mais tendant gêné-
 ralement vers une teinte très sombre ; bord postérieur des hectors formant
 une courbe très peu concave, ou droit
fuscipes s.l. (*)20

(*) Ces espèces sont plus facilement identifiées par examen des *genitalia*.

- Coloration de la face dorsale de l'abdomen variable, mais tendant généralement vers une teinte moins sombre ; bord postérieur des hectors profondément entaillé par un triangle à pointe aiguë
palpalis s.l. (*)
20. Bord postérieur des hectors droit, à pilosité ininterrompue
fuscipes quanzensis (*) Pires
- Bord postérieur des hectors légèrement concave ; pilosité interrompue par une ligne médiane glabre..... 21
21. Coloration générale pâle ; bande médiane glabre des hectors formant une ligne étroite
fuscipes martinii (*) Zumpt
- Coloration générale plus sombre ; bande médiane glabre des hectors triangulaire à pointe dirigée vers l'avant
fuscipes fuscipes (*) Newstead
22. Frange antennaire ayant 1/5 à 1/3 de la largeur de l'antenne..... 23
- Frange antennaire n'ayant pas plus d'1/6 de la largeur de l'antenne..... 24
23. Tarses des pattes antérieures et médianes uniformément brun-jaune ; 3e article antennaire environ 5 fois plus long que large, à extrémité fortement recourbée et effilée ; frange antennaire ayant 1/3 de la largeur de l'antenne (Fig. 28 I)
pallidipes Austen
- Tarses des pattes antérieures et médianes à extrémités nettement foncées ; 3e article antennaire environ 3,5 fois plus long que large, à extrémité seulement légèrement et brusquement recourbée, non effilée ; frange antennaire ayant le 1/5 à 1/4 de la largeur de l'antenne (Fig. 28 H).
longipalpis Wiedemann

(*) Ces espèces sont plus facilement identifiées par examen des *genitalia*

24. Face dorsale de l'abdomen rouge-ocre à jaune chamois avec des bandes transversales plutôt indistinctes ; les deux derniers articles tarsaux des pattes postérieures à peine plus foncés que les articles proximaux brunâtres

austeni Newstead

- Face dorsale de l'abdomen jaunâtre ou gris jaune, avec des bandes transversales brun sombre à noires, nettement interrompues sur la ligne médiane ; les deux derniers articles tarsaux des pattes postérieures foncés, contrastant nettement avec les articles proximaux brun-jaune pâle.....25
25. Bords postérieurs des bandes sombres transversales de l'abdomen plutôt estompés, à angles internes arrondis (quelquefois tronqués, chez certains spécimens de *submorsitans*), si bien que la ligne médiane, pâle, n'est pas très nettement définie

morsitans (s.l.) (**)

- Bords postérieurs des bandes sombres transversales de l'abdomen en général très nets, à angles internes formant un angle droit tronqué, si bien que l'étroite ligne médiane est très distincte

swynnertoni (**) Austen

(**) Ces espèces sont plus facilement identifiées par examen des *genitalia*

CLE B - CARACTERES DES GENITALIA MALES

1. Forcípules supérieures (cerques) libres, non réunis par une membrane, se rétrécissant à l'extrémité distale et se terminant par une dent (ou griffe) (Fig. 17 C)
- Sous-genre *Austenina*..... 15
- Cerques réunis par une membrane ; leur extrémité distale se termine par une dent (ou griffe), ou est dilatée..... 2
2. Cerques se terminant par une dent (ou griffe) (Fig. 17 A)
- Sous-genre *Nemorhina*..... 3
- Cerques dilatés, à extrémités distales en massue (Fig. 17 B)
- Sous-genre *Glossina s.s.*..... 11
3. Cerques à dents libres très longues, atteignant presque le 1/3 de la longueur des cerques ; paramères (Fig. 29 H) à tête spatulée, non en forme de pied, entaillée du côté externe, donnant un aspect bilobé, mais non bifurqué. Afrique de l'Ouest, du Ghana au Cameroun, plus Gabon, R.C.A., République du Congo
- calignea*
- Cerques à dents libres courtes, ayant nettement moins du 1/3 de la longueur des forcípules ; tête des paramères en forme de pied..... 4
4. Paramères à tête bifurquée (Fig. 29 F, G)..... 5
- Paramère à tête non bifurquée (Fig. 29 A-E, I)..... 6
5. Lobe interne des paramères à contours rectilignes, donnant un profil carré (fig. 29 F). Afrique de l'Ouest, du Sierra Leone au Cameroun.
- pallicerca pallicerca*
- Lobe interne des paramères plus obtus, presque pointu, jamais carré (Fig. 29 G). Gabon, République du Congo, R.C.A., Zaïre, Nord-Ouest de l'Angola
- pallicerca newsteadi*

6. Col des paramères court, à peu près aussi large que long (Fig. 29 I).
Zone soudanienne, à travers l'Afrique de l'Ouest, du Mali à la R.C.A.,
au Soudan et en Ethiopie

tachinoides

- Col des paramères long, nettement plus long que large (Fig. 29 A-E)..... 7

7. Lobe externe des paramères proéminent, saillant plus ou moins vers le haut ; lobe interne présent et en général proéminent (Fig. 29 C-E)
(fuscipes s.l.)..... 8

- Lobe externe des paramères non proéminent et non saillant vers le haut, même légèrement ; pas de lobe interne (Fig. 29 A-B)
(palpalis s.l.)10

8. Dilatation terminale des paramères (tête) en forme de crochet, courbe et pointue, la courbure prolongeant celle du cou ; lobe interne ne formant pas une saillie très prononcée (Fig. 29 C). Afrique Centrale et Orientale (dans les régions de grande forêt et des lacs d'Afrique Centrale)

fuscipes fuscipes

- Dilatation terminale des paramères plus ou moins en forme de pied humain ; lobe interne formant une saillie plus ou moins prononcée.....9

9. Dilatation terminale des paramères ayant nettement la forme d'un pied humain et formant véritablement une "tête", à face supérieure (plante du pied) nettement concave ; lobe interne ne formant pas une saillie prononcée (Fig. 29 D). Zaïre, Tanzanie, Zambie.

fuscipes martinii

- Dilatation terminale des paramères n'ayant pas aussi nettement la forme d'un pied, le talon étant moins prononcé et la "plante" plus ou moins aplatie ; lobe interne formant une saillie prononcée (Fig. 29 E). République du Congo, Zaïre, Angola.

fuscipes quanzensis

10. Dilatation terminale ("tête") des paramères relativement petite, dont la largeur est nettement inférieure à la longueur du cou, lequel émerge brusquement du "corps" (Fig. 29 A). Afrique de l'Ouest, du Togo - Bénin au Sud Ouest de l'Angola.

palpalis palpalis

- Dilatation terminale des paramères (tête) relativement grande, dont la largeur dépasse nettement la longueur du cou, qui émerge graduellement du "corps" (Fig. 29 B). Afrique de l'Ouest, du Sénégal au Togo - Bénin.

palpalis gambiensis

11. Cerques à angle latéral externe formant une dent émoussée (Fig. 30 A,B).....12

- Cerques à angle latéral externe soit arrondi, soit très saillant, mais ne formant pas une dent pointue (Fig. 30 C-E).....13

12. Dents des cerques subterminales ; longueur de la suture médiane unissant les 2 extensions internes en forme de bourrelet (lobes médians) des cerques à peu près égale à la plus grande largeur des cerques (Fig. 30 B). Afrique Centrale et Afrique de l'Est, de l'Ethiopie et la Somalie au Sud Mozambique.

pallidipes

- Dents des cerques terminales ; longueur de la suture médiane unissant les 2 lobes médians nettement inférieure à la plus grande largeur des cerques (Fig. 30 A). Afrique de l'Ouest, de la Gambie au Cameroun.

longipalpis

13. Angle latéral externe des cerques saillant fortement et étroitement arrondi (Fig. 30 E). Régions côtières de l'Afrique de l'Est, de la Somalie au Sud Mozambique.

austeni

- Angle latéral externe des cerques arrondis, ne formant pas saillie
(Fig. 30 C, D). 14

14. Lobes médians des cerques à apex larges, tournés vers l'extérieur et atteignant généralement le niveau de la partie distale élargie des cerques, ou la dépassant légèrement (Fig. 30 C). Afrique de l'Ouest, Afrique Centrale et Afrique de l'Est.

morsitans s.l. (*)

- Lobes médians des cerques à apex petit, pointu, n'atteignant généralement pas le niveau du bord distal des cerques (Fig. 30 D). Kenya et Tanzanie.

swynnertoni

(*) MACHADO (1970) différencie les 3 sous-espèces de *morsitans* par les caractères suivants :

a - angle latéral externe des cerques arrondi ; griffe rudimentaire des cerques saillante, dépassant nettement le niveau de l'angle externe..... b

- angle latéral externe des cerques à sommet plus pointu ; griffe rudimentaire peu saillante, ne dépassant pas le niveau de l'angle externe. Afrique de l'Ouest, Afrique Centrale, du Sénégal au Soudan, plus (forme Ugandensis) Ouganda (au Nord, Nord Est, du lac Albert) et Ethiopie..... c
m. submorsitans

b - Lobes médians relativement faibles et étroits, à pointes peu divergentes. Afrique Orientale, à l'Est des plateaux de l'hinterland
m. morsitans

- Lobes médians robustes et relativement larges, à pointes très divergentes. Hauts plateaux de l'Afrique Méridionale Centrale, à l'Ouest de la Great North Road
m. centralis

c - MACHADO reconnaît une forme *ugandensis*, dans la sous-espèce *submorsitans*, qui présente certains caractères de *centralis* et pourrait être un hybride de ces 2 sous-espèces.

15. Processus médian (apodème connectif) très proéminent, situé entre les paramères et les dépassant d'environ 2 fois leur longueur ou plus (Fig. 31 C). Afrique Centrale et de l'Est, du Sud Ouest de l'Ethiopie et du Sud de la Somalie au Zululand et au Sud Est du Zaïre
brevipalpis
- Apodème connectif non proéminent et ne faisant pas nettement saillie entre les paramères (Fig. 31 A, D) ou ne les dépassant pas de plus d'une fois leur longueur (Fig. 31 B, 32 C) 16
16. Harpes peu individualisées, ne se différenciant pas de la chitination générale de l'édéage, sans pointe libre (Fig. 32 A). Est du Zaïre.
severini
- Harpes bien individualisées, avec une ou plusieurs paires de pointes libres (Fig. 31 A, B etc..)..... 17
17. Harpes avec une paire de pointes libres..... 18
- Harpes avec 3 paires de pointes libres..... 20
18. Pointes libres des harpes bifides (Fig. 31 E). Côte du Golfe de Guinée, du Libéria au Nigéria
medicorum
- Pointes libres des harpes simples, non bifides..... 19
19. Harpes ne possédant qu'une paire de pointes libres, longues, effilées et recourbées vers le haut à leur extrémité (Fig. 31 B). Nord-Est de l'Afrique (Soudan, Ethiopie, Somalie, Kenya, Nord Ouganda et Nord Tanzanie)
longipennis
- Harpes formées d'une partie basale triangulaire dont l'angle inférieur est prolongé par une pointe se terminant brusquement, fortement chitinisée, recouverte d'une membrane fine revêtue de petites pointes squamiformes (Fi. 32 C)
└ Les *genitalia* mâles ne diffèrent pas, dans les 2 sous-espèces (*nigrofusca nigrofusca* et *n. hopkinsi*), mais elles sont facilement distinguées par les caractères externes (voir clé A, n° 8 - 11) 7. Afrique de l'Ouest (Liberia,

Côte d'Ivoire, Ghana et Nigéria) pour *n. nigrofusca* ; Sud de la R.C.A., Nord du Congo et du Zaïre, plus extrême Est du Zaïre et extrême Ouest de l'Ouganda pour *n. hopkinsi*.

nigrofusca

20. Aucune des 3 paires de pointes libres des harpes ne sont bifides (Fig. 31 D, 32 F)..... 21

- Les harpes 3 (paire distale) sont bifides (Fig. 31 A, 32 B)..... 23

21. Paires proximales et médianes (harpes 1 et 2) dilatées vers leur extrémités ; seule la paire distale (harpes 3) se termine en pointe ; les 3 paires ont approximativement la même longueur (Fig. 32 F). Bordure Est de la forêt équatoriale, au Zaïre, de la frontière avec la R.C.A. au Kivu

vanhoofi

- Harpes dont aucune paire de pointes ne sont dilatées à l'extrémité et dont les longueurs sont inégales (Fig. 31 D, 32 D)..... 22

22. Paire proximale (harpes 1) la plus courte (Fig. 31 D). Afrique Centrale (Rép. du Congo, Ouest du Zaïre, Angola)

schwetzi

- Paire médiane (harpes 2) la plus courte, avec une base nettement chitinisée contrastant avec la partie distale plus claire et parfois transparente (Fig. 32 D). Afrique Centrale (Cameroun), R.C.A., Zaïre, Ouest de l'Ouganda

fuscipluris

23. Harpes dont les 3 paires de pointes sont effilées..... 24

- Harpes dont l'une ou l'autre paire sont dilatées distalement ou forment une pointe émoussée (Fig. 32 E)..... 25

24. Paire proximale (harpes 1) nettement plus longue que les 2 autres paires, et dont la forme et la disposition sont caractéristiques (Fig. 32 B). Nigéria (Sud de la province Sardauna), R.C.A., République du Congo, Gabon, Angola (Cabinda)

nashi

- Paire proximale (harpes 1) pas nettement plus longue que les 2 autres paires, et dont la forme et la disposition sont caractéristiques (Fig. 31 A). Côte de l'Afrique de l'Ouest (Côte d'Ivoire, Ghana et du Nigéria au Zaïre, où elle s'étend à l'intérieur jusqu'à ses frontières Est, plus Angola, région de Cabinda)

tabaniformis

25. Paires proximale et médiane (harpes 1 et 2) en forme d'épine ; paire distale (harpes 3), bifide formant une protubérance tronquée (fig. 32 E) Afrique de l'Ouest et Afrique Centrale (du Sud Ouest du Nigéria à la République du Congo, R.C.A., Zaïre et Angola)

haningtoni

- Paire médiane (harpes 2) élargie distalement ; paires proximale (harpes 1) et distale (harpes 3, bifides), pointues..... 26

26. Forme macrophallique ; paire proximale (harpes 1), forte, courte, en forme d'épine, atteignant environ le milieu des harpes 2 qui sont très élargies, et dont le bord distal, légèrement convexe, est en dents de scie ; branche dorsale des harpes 3 aussi longues que la branche ventrale (Fig. 32 Ga). Afrique de l'Ouest, de la Guinée au Togo - Bénin.

fusca fusca

- Forme microphallique ; paire proximale (harpes 1) droite, plus mince, plus longue, se terminant graduellement en pointe et à peu près aussi longue que les harpes 2 qui sont moins largement dilatées et plus tronquées distalement, avec un bord distal en dents de scie droit ; branche dorsale des harpes 3 ayant environ la 1/2 de la longueur de la branche ventrale, ou moins (Fig. 32 Gb) Afrique de l'Ouest et Afrique Centrale, du Togo - Bénin à l'Ouest de l'Ouganda, à travers la R.C.A., le Gabon et le Zaïre jusqu'à la frontière Sud Est avec l'Angola.

fusca congolensis

CLE C - CARACTERES DES GENITALIA FEMELLES ET DES SIGNA

1. Armature génitale formée de 5 ou 6 plaques chitineuses bien définies ;
 signum présent ou absent 2
- Armature génitale très réduite, ne comprenant pas plus de 3 plaques
 chitineuses, plus ou moins bien définies (Fig. 34) pas de signum
 Sous-genre *Glossina* s.s. (**)
2. Armature génitale formée de 5 plaques chitineuses bien définies (Fig. 33) ;
 signum présent (sauf chez *brevipalpis*)
 Sous-genre *Austerina* 3
- Armature génitale formée de 6 plaques chitineuses bien définies (Fig. 36) ;
 pas de signum
 Sous-genre *Nemorhina*..... 15
3. Pas de signum ; présence de 2 sclérites en crochets situés à la base des
 plaques anales, particuliers à cette espèce (Fig. 33)
brevipalpis
- Signum toujours présent, bien que parfois très faiblement chitinisé (en
 particulier chez les femelles venant d'éclore dans certaines espèces)
 (*longipennis*)..... 4
4. Signum formé de pièces chitineuses séparées..... 5
- Signum formé d'une seule pièce chitineuse impaire..... 6

(**) Les femelles de ce sous-genre seront différenciées à l'aide de la CLE A.

5. Signum très réduit, formé seulement de 2 bandes sub-médianes, largement séparées, faiblement chitinisées, jaune pâle, plus ou moins parsemées de tâches de chitine brune (Fig. 35 G)

nigrofusca (***)

- Signum non réduit, à pièces chitineuses bien définies, de forme caractéristique, dilatées à l'extrémité et rapprochées l'une de l'autre (Fig. 35 E).

severini

6. Signum allongé dans le sens vertical, parfois en forme de lyre 7

- Signum de forme différente, jamais en forme de lyre..... 8

7. Signum fortement fléchi ou même plié en 2 au milieu de sa longueur, à côtés approximativement parallèles, avec 2 constrictions transversales vers les extrémités (Fig. 35 H).

fuscipluris

- Signum non plié, à côtés non parallèles, divisé en 2 parties inégales par un étranglement transversal ; l'une des extrémités est bifurquée, avec 2 cornes divergentes latéralement ; l'autre présente une incision plus ou moins profonde (Fig. 35 A)

tabaniformis

8. Signum cordiforme (Fig. 35 D) *medicorum*

- signum non cordiforme..... 9

9. Signum avec des épaisissements pairs, courbes, fortement chitinisés, noirs..... 10

- Signum sans de tels épaisissements..... 13

(***) Il n'y a pas de différence entre les signa et les plaques génitales, chez les 2 sous-espèces de *nigrofusca*, qui seront différenciées à l'aide de la CLE A.

10. Signum presque rond 11
 - Signum de forme différente..... 12
11. Signum essentiellement composé de 2 lobes séparés antérieurement par une profonde dépression en V (Fig. 35 Ka)
fusca fusca
- Signum essentiellement composé de 2 lobes séparés antérieurement par une faible dépression, peu profonde (Fig. 35 Kb)
fusca congolensis
12. Forme du signum comme dans la fig. 35 C, avec 2 petits appendices antérieurs dirigés vers l'extérieur ; épaississements pairs chitineux antéro-latéraux, non contigus sur la ligne médiane ; parfois présence d'une 2e paire en arrière.
schwetzi
- Forme du signum comme dans la Fig. 35 I, sans appendice antérieur ; épaississements pairs chitineux postérieurs contigus sur la ligne médiane, donnant une forme en croissant
haringtoni
13. Signum formant un arc de cercle dont la portion courbe, dirigée postérieurement, est coupée au milieu par une encoche en V séparant le 1/2 cercle en 2 lobes ; très faiblement chitinisé, le signum passe souvent inaperçu surtout chez les femelles fraîchement écloses
longipennis
- Signum de forme différente..... 14
14. Signum (Fig. 35 F) avec 2 tubercules antérieurs, bilobés, se rétrécissant postérieurement en tiges creuses qui aboutissent à une poche postérieure en forme de bourse
nashi

- Signum formé de 2 parties dont la supérieure est un lobe creux coiffant l'inférieure en forme de cône tronqué renfermant une pièce médiane chitineuse lancéolée à pointe antérieure (Fig. 35 J)

vanhoofi

15. Plaque médio-dorsale de l'armature génitale externe plus large que haute (Fig. 36 I)

caliginea

- Plaque médio-dorsale aussi haute ou plus haute que large..... 16

16. Plaques dorsales plus hautes que larges..... 17

- Plaques dorsales aussi hautes ou presque aussi hautes que larges..... 20

17. Plaques dorsales près de 2 fois plus hautes que larges (Fig. 36 J)

tachinoides

- Plaques dorsales dont la hauteur n'atteint jamais 2 fois la largeur..... 18

18. Plaques dorsales dépassant, latéralement, la largeur des plaques anales (Fig. 36 E) et portant de nombreuses soies dans les angles internes ou l'espace intermédiaire, souvent disposées en V renversé.

fuscipes quanzensis

- Plaques dorsales ne dépassant pas, latéralement, la largeur des plaques anales..... 19

19. Angles internes des plaques dorsales très saillants vers le bas ; plaque médio-dorsale très petite (Fig. 36 A)

palpalis gambiensis

- Angles internes des plaques dorsales pas aussi saillants ; plaque médio-dorsale grande (Fig. 36 F).

fuscipes martinii

20. Plaques dorsales nettement plus larges que hautes (Fig. 36 G, H)

pallicera s.l. (**)

- Plaques dorsales environ aussi larges que hautes ou légèrement plus larges..... 21

21. Plaques dorsales très proches l'une de l'autre sur la ligne médiane, pourvues de soies robustes (macrotriches) sauf aux angles internes et dans l'espace intermédiaire (Fig. 36 B)

palpalis palpalis

- Plaques dorsales comparativement plus séparées ; macrotriches moins robustes, presque toujours présentes aux angles internes et dans l'espace intermédiaire (Fig. 36 C, D)

fuscipes fuscipes

(**) Les 2 sous-espèces (*p. pallicera* et *p. newsteadi*) ne peuvent être séparées par le seul examen des plaques génitales femelles, mais seront différenciées à l'aide de la CLE A.

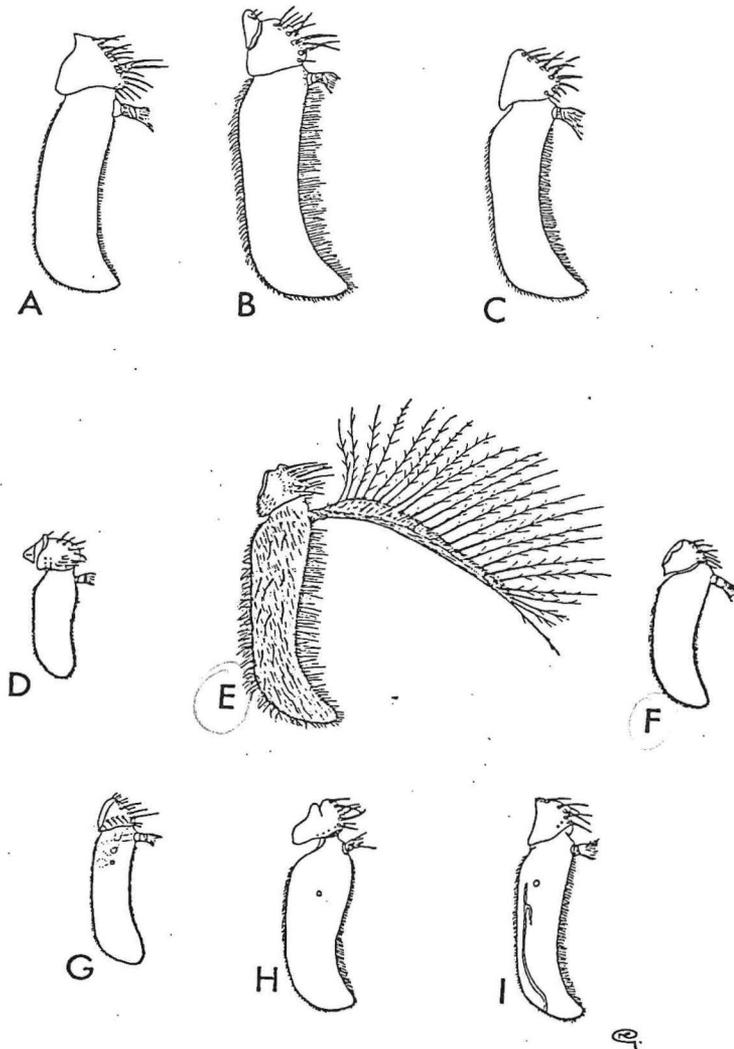


Fig. 28 - Antennes de glossines montrant la frange antennaire (1/2 schématique) : A, *G. fusca* ; B, *G. nigrofusca* ; C, *G. tabaniformis* ; D, *G. tachinoides* ; E, *G. pallicera* ; F, *G. palpalis* ; G, *G. morsitans* ; H, *G. longipalpis* ; I, *G. pallidipes*.

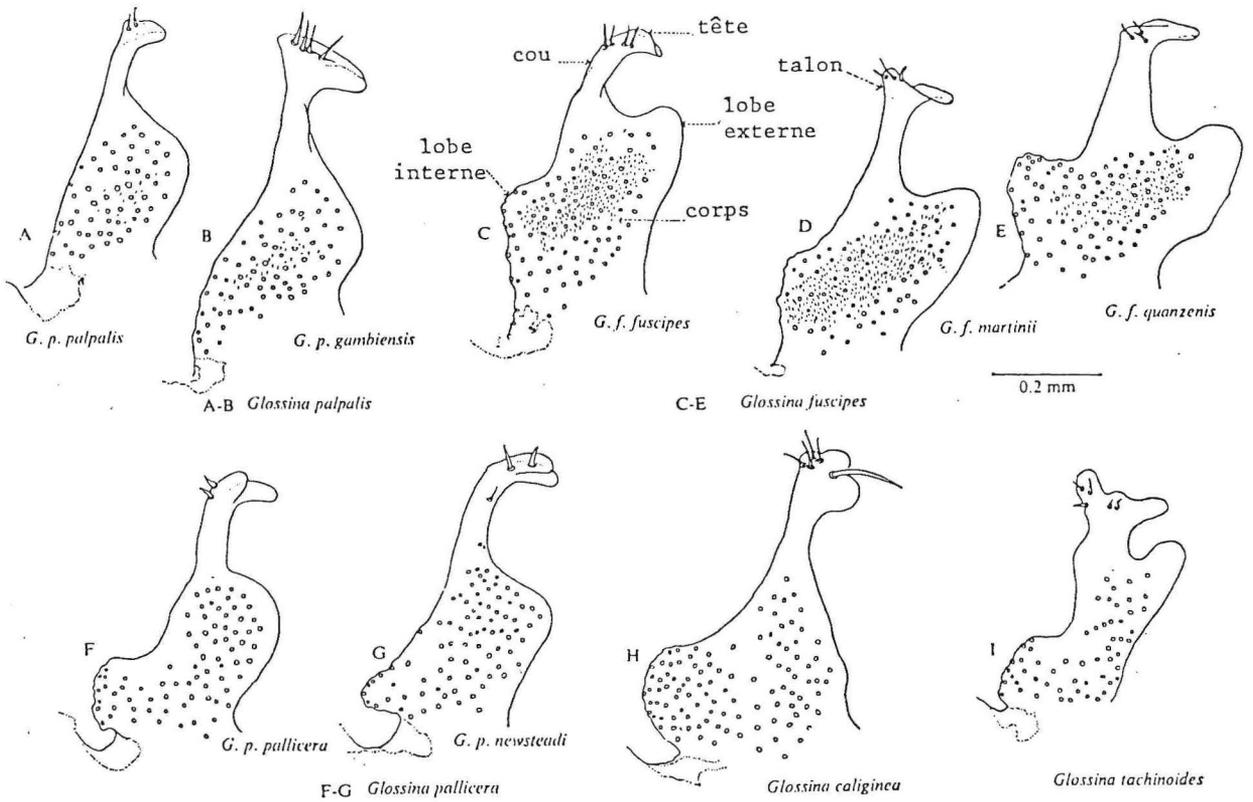


Fig. 29 - Paramères (droits) des mâles des espèces du s.g. *Nemorhina* :
 A, B, *Glossina palpalis* ssp. ; C, D, E, *Glossina fuscipes* ssp. ;
 F, G, *Glossina pallicera* sp. ; H, *Glossina caliginea* ;
 I, *Glossina tachinoides*.

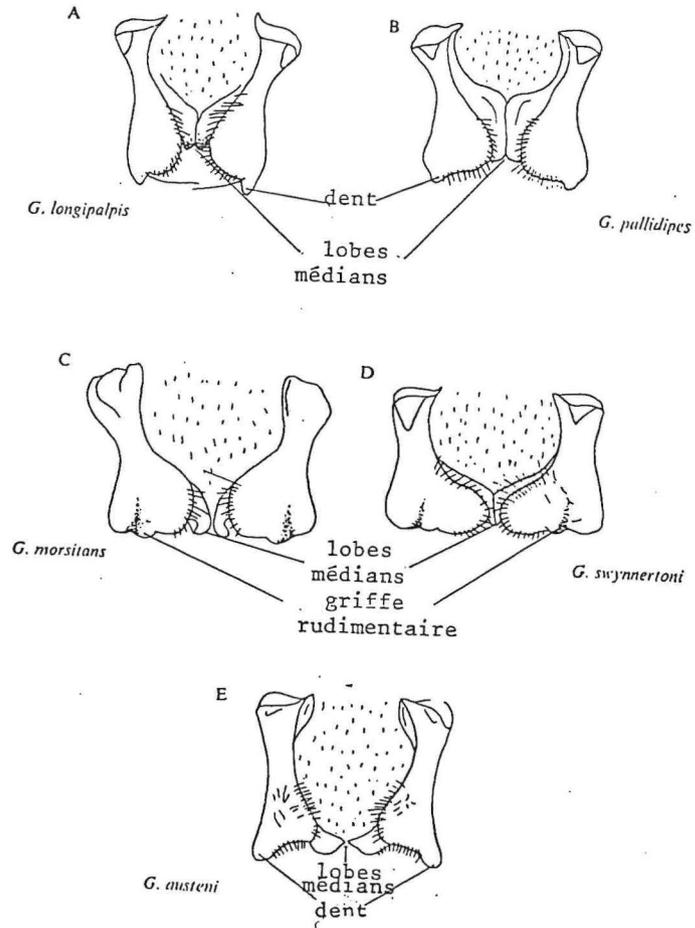


Fig. 30 - Cerques des mâles du s.g. *Glossina* s.s. A, *Glossina longipalpis*; B, *Glossina pallidipes*; C, *Glossina morsitans*, D, *Glossina swynnertoni*; E, *Glossina austeni*.

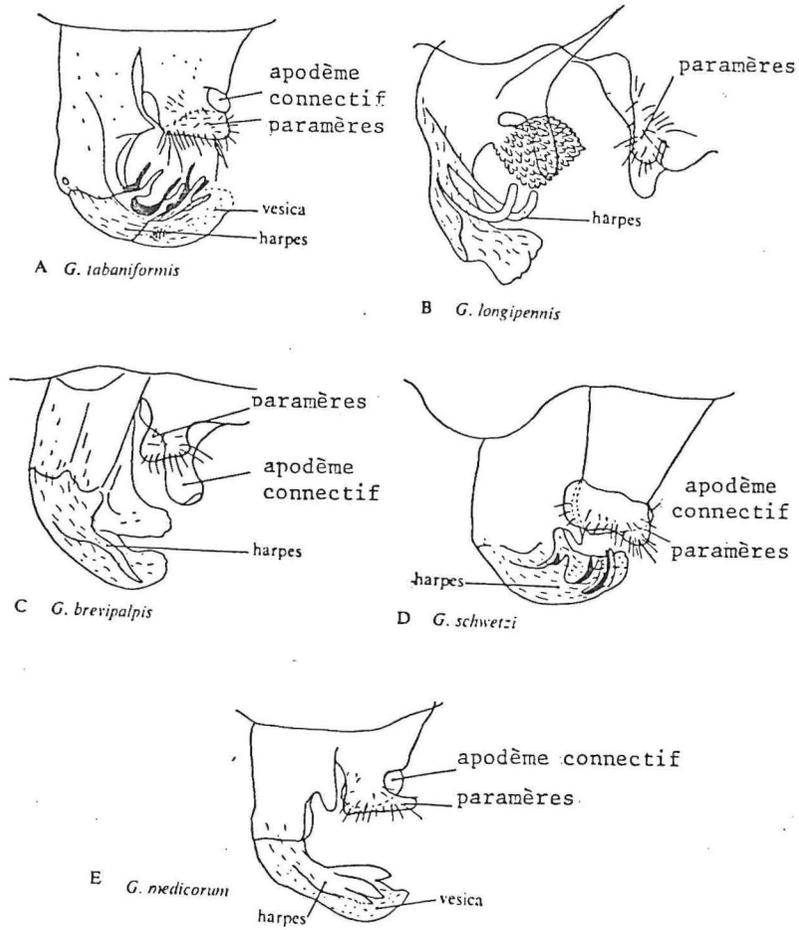


Fig. 31 - Appareil phallique des mâles du s.g. *Austenina* (vue latérale)
 A, *Glossina tabaniformis* ; B, *Glossina longipennis* ; C, *Glossina brevipalpis* ; D, *Glossina schwetzi* ; E, *Glossina medicorum*.

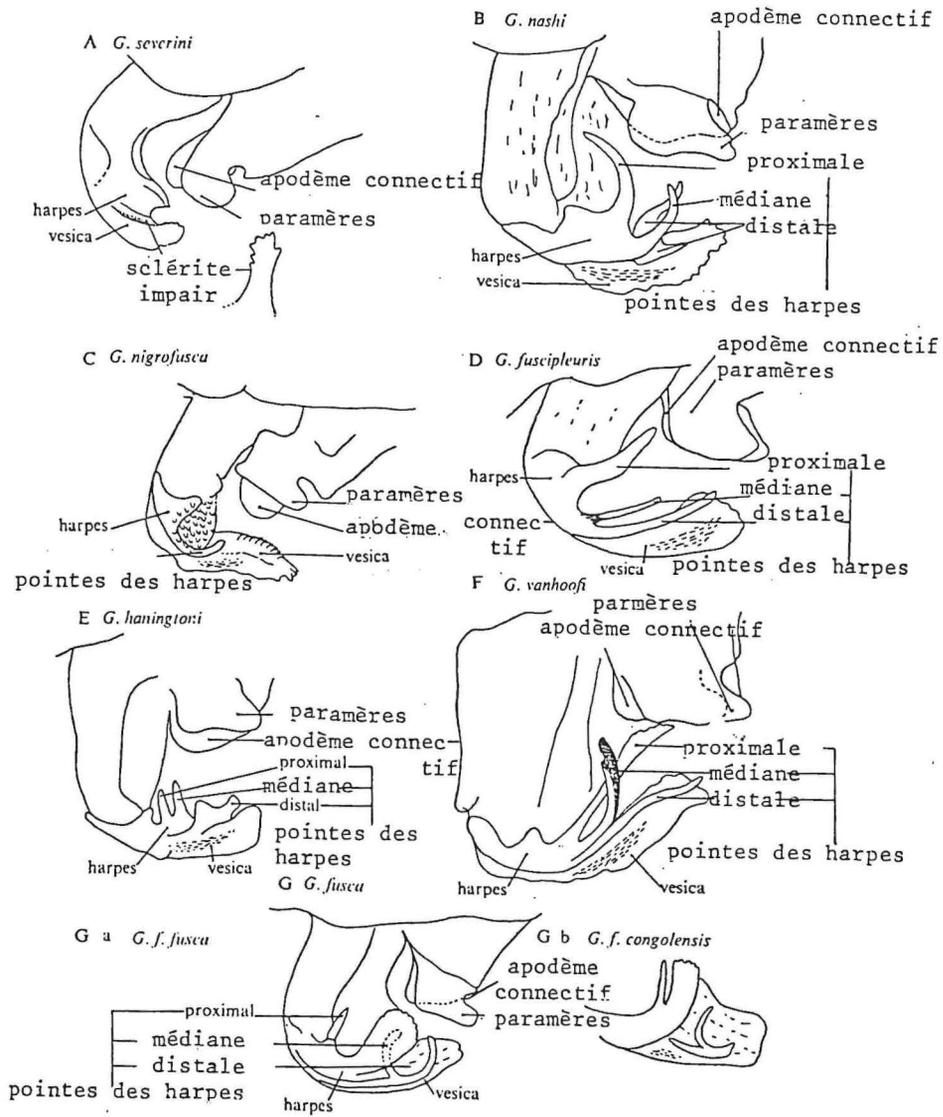


Fig. 32 - Appareil phallique des mâles du s.g. *Austenina* (vue latérale)
 A, *Glossina severini* ; B, *Glossina nashi* ; C, *Glossina nigrofusca* ; D, *Glossina fuscipleuris* ; E, *Glossina haningtoni* ;
 F, *Glossina vanhoofi* ; G, *Glossina fusca* ; G (a) *G.f. fusca* ;
 G (b) *G.f. congolensis*.

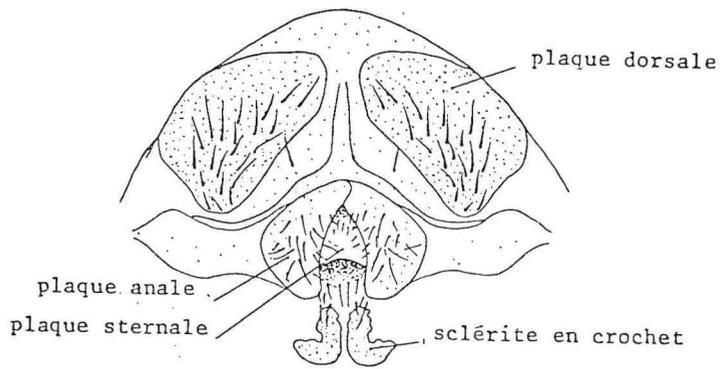


Fig. 33 - Armature génitale de *Glossina brevivalpis* (♀).

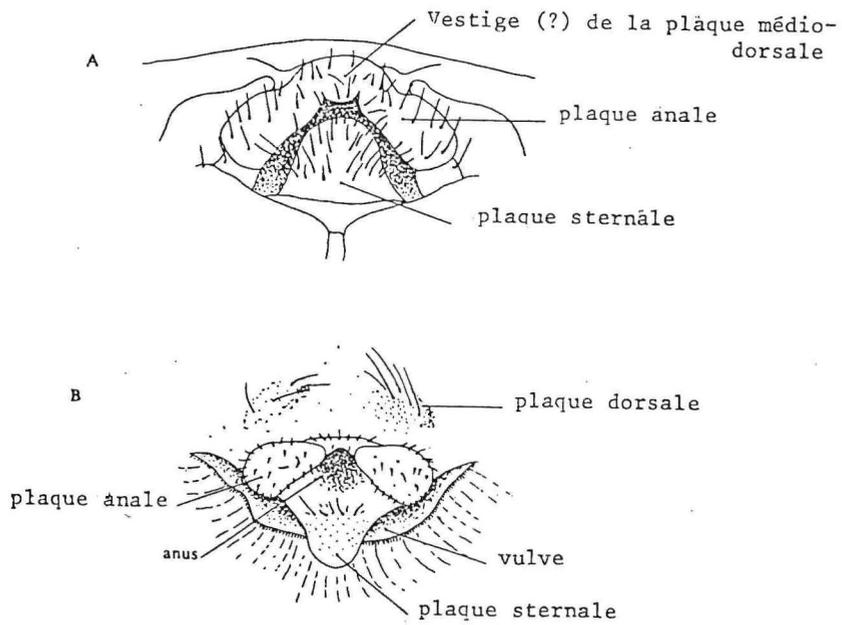


Fig. 34 - Armature génitale de : A, *Glossina morsitans* (♀),
 B, *Glossina austeni* (♀).

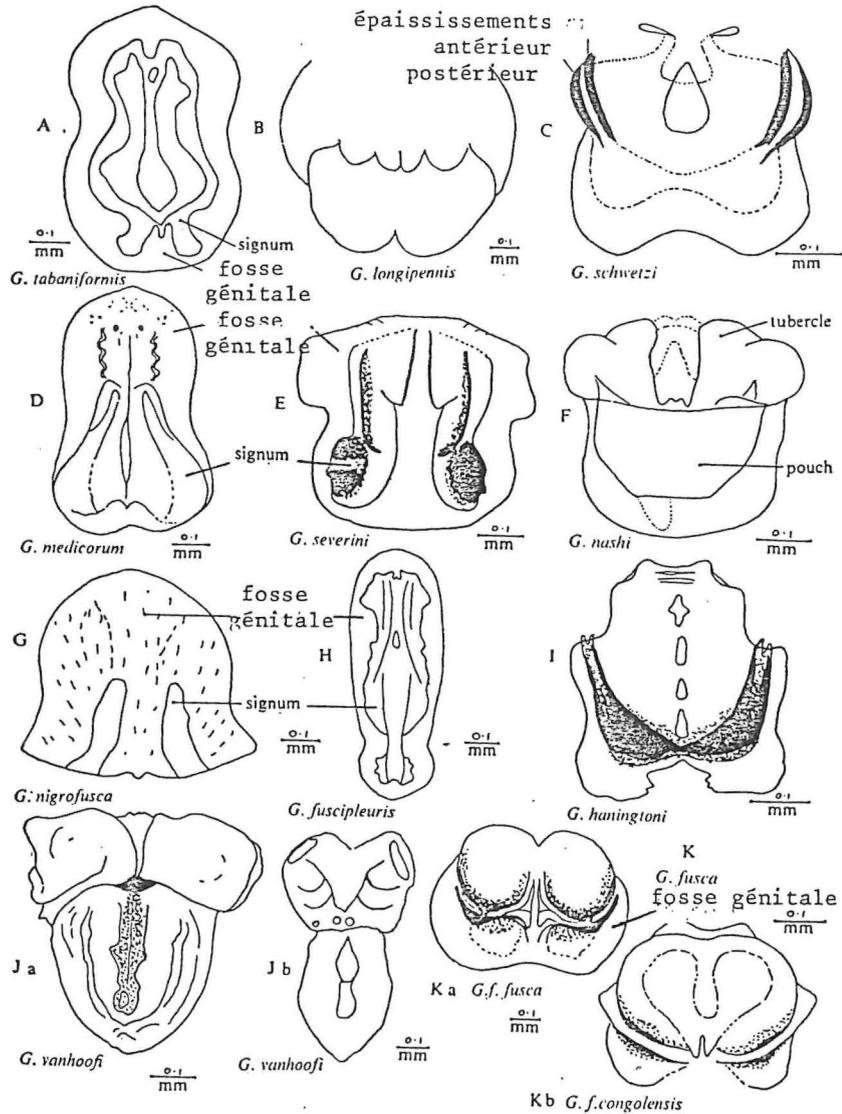


Fig. 35 - Signum des femelles du s.g. *Austerina* : A, *Glossina tabaniformis* ; B, *Glossina longipennis* ; C, *Glossina schwetzi* ; D, *Glossina medicorum* ; E, *Glossina severini* ; F, *Glossina nashi* ; G, *Glossina nigrofusca* ; H, *Glossina fuscipleuris* ; I, *Glossina haningtoni* ; J, *Glossina vanhoofi* (a) spécimen bien chitinisé, (b) spécimen faiblement chitinisé ; K, *Glossina fusca* (a) *G.f. fusca*, (b) *G.f. congolensis*.

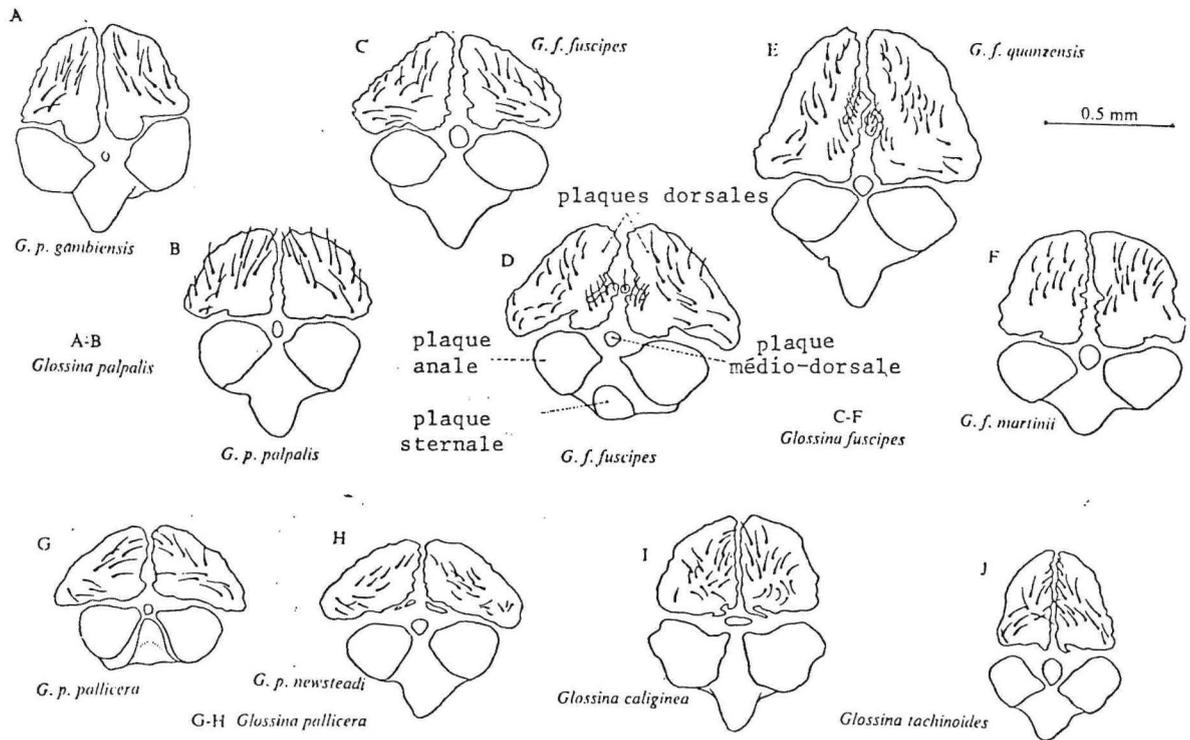


Fig. 36 - Plaques génitales des femelles du s.g. *Nemorhina* : A, B, *Glossina palpalis* ssp. ; C, D, E, F, *Glossina fuscipes* ssp. ; G, H, *Glossina pallicera* ; I, *Glossina caliginea* ; J, *Glossina tachinoides*.

Chapitre IV

Répartition géographique

Les différentes espèces de glossines sont exclusivement africaines (il n'y a pas de glossines à Madagascar). La limite nord de leur aire de répartition suit approximativement le 15e degré de latitude Nord. La limite Sud correspond à peu près au 20e degré de latitude Sud. Elle suit en fait une ligne partant de Benguela, en Angola (12,5° Lat. S) qui s'infléchit le long de la côte orientale de l'Afrique, pour descendre jusqu'au 30e degré de latitude Sud (latitude de Durban, Afrique du Sud).

La répartition actuelle des glossines résulte de changements climatiques anciens qui ont modelé la phyto et la zoogéographie du continent africain. L'activité humaine est venue secondairement modifier l'aspect de cette répartition.

En général, les limites suivent la savane tropicale (climat de pluies d'été) entre deux zones de transition à steppes herbeuses sèches faiblement boisées. Au centre se trouve la forêt dense humide à climat équatorial, habitat des glossines des s.g. *Austenina* et *Nemorhina*. En bordure on rencontre les savanes boisées, habitat des glossines du s.g. *Glossina* s. str. Mais il y a de nombreuses variations locales suivant les caractéristiques du climat, de la végétation, de la faune.

Pour comprendre la répartition des espèces, il faut prendre en considération tout le complexe des facteurs de l'écosystème : facteurs édaphiques, climat, végétation, faune et même groupes ethniques qui peuvent agir en certaines saisons et certains lieux, comme facteurs limitants. Ainsi, les glossines sont limitées :

- au nord, par les températures élevées et le déficit hygrométrique,
- au sud, par les basses températures

qui les empêchent d'atteindre les limites des associations faunistiques et floristiques qui leur sont favorables. En altitude, elles sont limitées par les basses températures.

Il existe en Afrique des "barrières naturelles" qui font obstacle à l'extension de certaines espèces, si bien que ces dernières ne peuvent envahir des régions où règnent des conditions favorables.

Les barrières naturelles sont : les massifs montagneux, les accidents orogéniques et les limites climatiques.

- la chaîne de l'Atakora, au Bénin, et les collines du Togo séparent *G. palpalis palpalis* et *G. palpalis gambiensis*, mais les sous-espèces ont pu se rencontrer et donner des formes de transition au Libéria, dans le Sud de la Côte d'Ivoire et au Ghana.

- Le "golfe de savane" du sud Togo-Bénin-Ghana a séparé *G. fusca fusca* de *G. fusca congolensis* (ainsi que d'autres sous-espèces animales : lépidoptères, oiseaux, etc...).

- Les montagnes du Cameroun et du plateau de l'Adamaoua ont empêché l'extension de *G. fuscipes fuscipes* vers le Nigéria et celle de *G. tachinoïdes* vers le Sud du Cameroun.

- En Afrique Centrale, les bords de la vallée du Rift ont empêché *G. fuscipes* d'envahir l'Afrique Orientale. Cette espèce, au Burundi, ne dépasse pas la vallée de la Ruzizi située à l'Ouest de la ligne de crête Congo-Nil.

- La steppe du Sud-Soudan est reliée à la zone subdésertique du Nord du Kenya et de la Somalie par une région du Sud de l'Ethiopie où règne un climat subdésertique, mais la barrière n'a pas été entièrement efficace puisque *G. longipennis* a pu y pénétrer ; elle est cependant responsable de la discontinuité de la répartition de *G. tachinoïdes* dans la partie Nord de l'Afrique Centrale.

Il est remarquable que la zonation de la répartition des glossines en Afrique Occidentale corresponde à la zonation en bandes parallèles à l'équateur des zones bioclimatiques alors qu'en Afrique Orientale, région très affectée par l'orogénèse, le milieu naturel est très fragmenté en de nombreux paysages ; il est curieux de constater que la répartition des espèces de glossines y est elle aussi en plages de petites aires isolées.

1. Répartition des glossines du sous-genre *Nemorhina* (Carte 1)

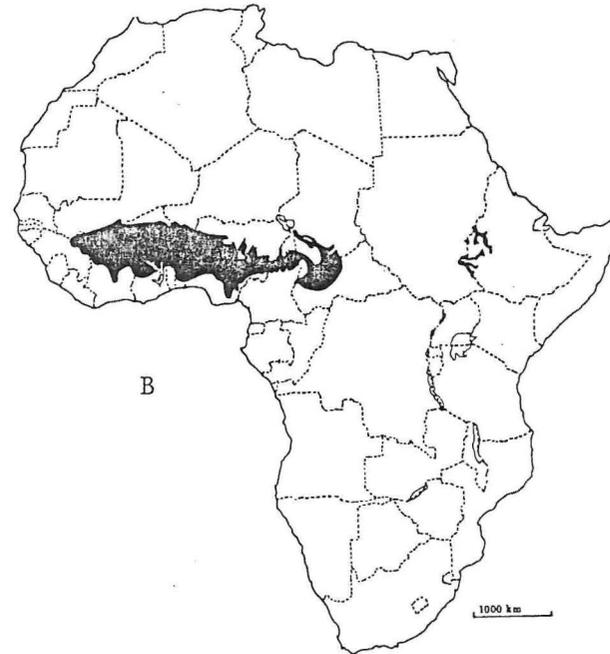
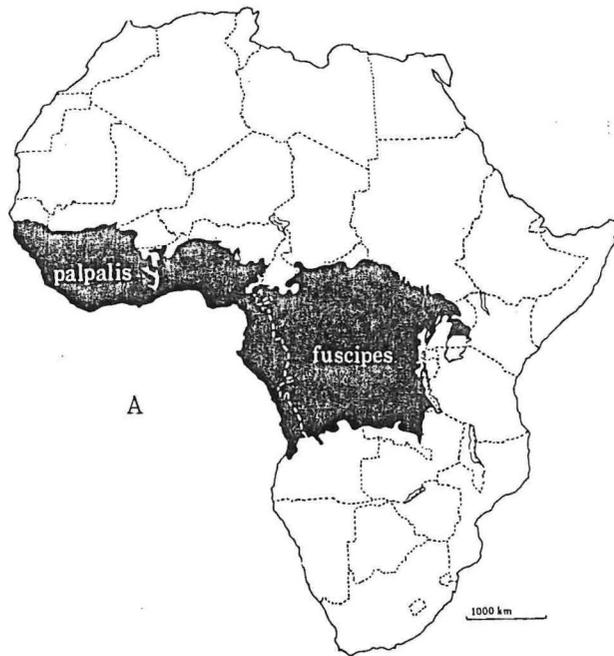
Les espèces de ce sous-genre sont confinées aux systèmes hydrographiques qui se déversent dans l'Atlantique. Il semble qu'elles aient pénétrées dans le système hydrographique du Nil à la suite de l'orogénèse du Pleistocène.

1.1. *G. palpalis* (*G.p. palpalis*, *G.p. gambiensis*)

L'aire de répartition de l'espèce est comprise entre la côte Atlantique, de Dakar à Benguela en Angola, et une limite Nord qui atteint le 15e parallèle vers Dakar, mais s'infléchit lentement puis brusquement à partir du Niger, au Mali. Un second infléchissement vers le Sud se trouve au niveau de la Volta Noire en Haute-Volta. La limite traverse ensuite le reste de l'Afrique Occidentale pour atteindre l'Adamaoua au Cameroun où elle prend une direction Nord-Sud en se rapprochant progressivement de la Côte.

La limite entre *G. palpalis palpalis* et *G. palpalis gambiensis* suit la chaîne de l'Atakora au Bénin et les collines du Togo. Le Libéria, le Sud de la Côte d'Ivoire et du Ghana constituent une zone d'intergradation (formes intermédiaires entre les deux sous-espèces).

G. palpalis vit dans les îlots forestiers, les galeries forestières de savane et le long des cours d'eau de forêt dont le lit n'est pas encombré par la végétation. C'est une "espèce riveraine" dont la présence est liée à celle de l'eau.



Carte 1 - Répartition géographique de :

A - *G. palpalis* (s.l.) et *G. fuscipes* (s.l.)

B - *G. tachinoides*

1.2. *G. fuscipes* (*G.f. fuscipes*, *G. f. quanzensis*, *G.f. martinii*).

Espèce d'Afrique centrale, elle occupe la cuvette du Congo et les bassins hydrographiques adjacents entre les 8-9e parallèles N et les 10-12e S, du Cameroun au Lac Victoria et au Lac Tanganyika.

G. fuscipes fuscipes occupe le nord de l'aire ; *G. fuscipes quanzensis* et *G. fuscipes martinii* occupent des aires plus petites, la première au Sud-Ouest et la seconde au Sud-Est.

Ecologiquement, *G. fuscipes fuscipes* et *G. palpalis palpalis* diffèrent peu, mais au Cameroun, la première espèce préfère les grandes rivières. L'allure de la répartition de ces espèces suggère qu'il existerait une sorte de compétition entre elles. *G. fuscipes* serait originaire du bassin du Congo et aurait envahi les grandes rivières au Cameroun ; elle repousserait *G. palpalis* vers l'Ouest. Il existe en effet des poches de *G. palpalis* dans l'aire de *G. fuscipes*, notamment au Cameroun et au Congo Brazzaville.

1.3. *G. caliginea* et *G. pallicera* (*G.p. pallicera*, *G.p. newsteadi*)

Ces espèces sont confinées à la forêt sempervirente. La première est associée à la mangrove Ouest africaine, de la Côte d'Ivoire au Cameroun et au Gabon. *G. pallicera pallicera* se rencontre du Sierra Leone au Cameroun et *G. pallicera newsteadi* dans une aire très étendue correspondant à la région de la grande forêt équatoriale congolaise et gabonaise.

1.4. *G. tachinoides*

Cette espèce riveraine est capable d'occuper des habitats très divers. Par exemple, elle colonise, dans la partie Nord de son aire de répartition, la végétation riveraine des cours d'eau pénétrant dans les savanes soudaniennes, voire même dans les steppes sahéliennes comme au Nigéria et au Tchad. Au Sud, elle occupe, en zone guinéenne, les mosaïques forêt-savane jusqu'à la limite Nord de la forêt dense humide, dans laquelle elle peut pénétrer lorsqu'elle est dégradée et remplacée par des plantations de type agro-industriel (palmier à huile, hévéa, etc...).

La limite occidentale de son aire de répartition se situe en Guinée, au niveau du 2^e méridien Ouest. La limite Nord ne dépasse pas le 13° de latitude N. au Mali, en Haute-Volta et au Niger, pour osciller entre 12 et 13° N. à travers le Nigéria jusqu'au lac Tchad. L'aire de répartition se prolonge vers l'Est à travers le Nord du Cameroun, le Sud Ouest du Tchad et le Nord Ouest de la République Centrafricaine.

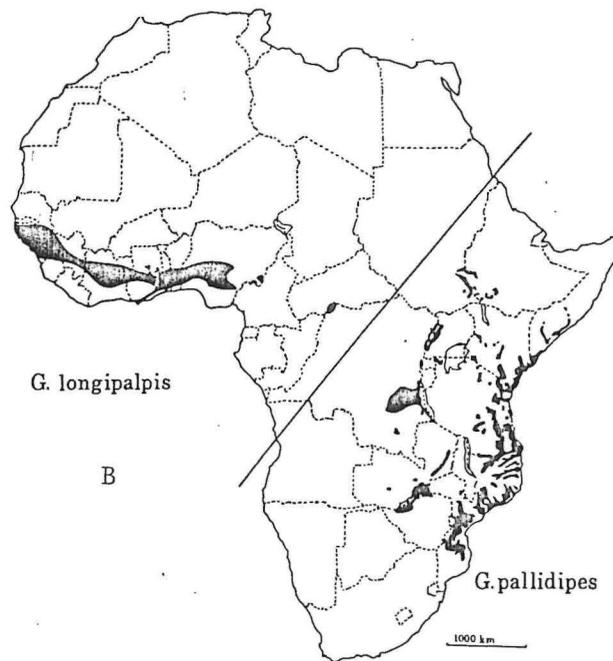
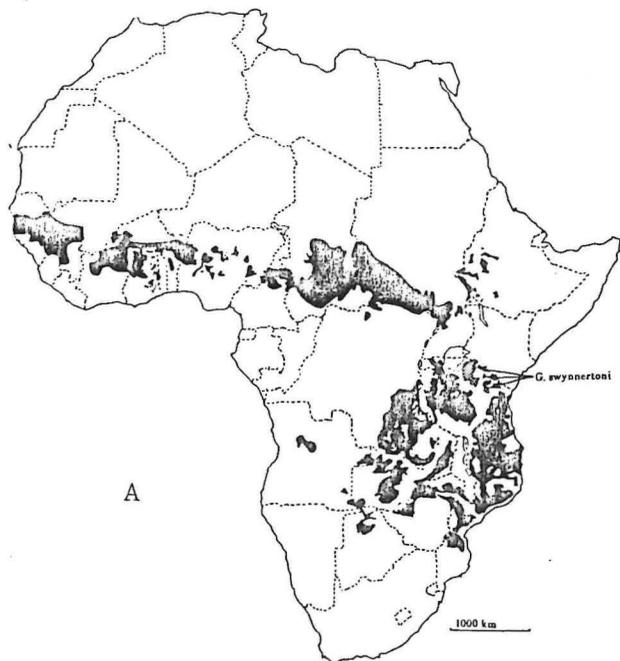
La limite Sud se situe aux environs du 7° latitude N. en Côte d'Ivoire, au Togo, au Bénin. Au Nigéria elle remonte vers le 8° N avant d'atteindre la côte à Eket (4° 40'N) pour remonter ensuite vers le nord le long de la frontière avec le Cameroun, avant de rejoindre la limite Est de son aire d'extension, située en R.C.A., au niveau du 21^e méridien Est.

Il existe en outre de petites aires isolées dans l'Ouest de l'Ethiopie.

2. Répartition des glossines du sous-genre *Glossina* s. str. (Carte 2)

2.1. *G. morsitans* (*G.m. morsitans*, *G.m. centralis*, *G.m. submorsitans*)

G. morsitans est associée en Afrique Orientale et Centrale aux savanes à *Brachystegia* et en Afrique Occidentale aux communautés végétales à *Isoberlinia doka*. Elle pénètre dans des zones à végétation plus aride en fréquentant en saison sèche les communautés végétales riveraines des zones soudaniennes au Nord et des savanes à "mopane" du centre Sud de l'Afrique. On observe aussi l'extension de cette espèce vers des aires primitivement de "forêts sempervirentes" déboisées par l'homme. Les feux de brousse favorisent l'installation d'une végétation de savane (par exemple au Nord-Ouest de la Tanzanie, au Rwanda et au Burundi, dans l'Ouest de l'Ouganda). A l'Ouest du Lac Victoria, la progression de l'espèce vers le nord a eu pour cause la création d'une pairie par les pasteurs. L'invasion du plateau de l'Adamaoua, au Cameroun, par *G.m. submorsitans* a été favorisée par la multiplication des ligneux, qui, en raison du surpâturage, n'étaient pas endommagés par les feux de brousse, trop modérés.



Carte 2 - Répartition géographique de :

- A - *G. morsitans* (s.l) et *G. swynnertoni*
- B - *G. longipalpis* et *G. pallidipes*
- C - *G. austeni*

L'avance de *G. morsitans* est souvent due à l'abandon de l'exploitation du terrain par l'homme, abandon qui peut avoir des causes diverses. Inversement, les espèces reculent lorsque l'homme s'établit sur les terres. *G. morsitans* a subi un recul au Nyassaland, à cause de la croissance de la population humaine. Au Nigéria du Nord, on pense que l'activité agricole réduit les zones à *G. morsitans*.

Les maladies du bétail (peste bovine) provoquent le déclin des populations animales et partant, celui des glossines. *G. morsitans* a subi une retraite importante dans les bassins du Limpopo et du Zambèze lors de la peste bovine en 1896.

G. morsitans morsitans occupe une aire qui longe la côte orientale de l'Afrique, du Nord de la Tanzanie au milieu du Mozambique et s'étend, vers l'Ouest, sur le Malawi, la Zambie et la Zimbabwe.

L'aire de répartition de *G. morsitans centralis*, aussi vaste que celle de la sous-espèce précédente, comprend la partie occidentale de la Tanzanie jusqu'au Rwanda et au Burundi (Kagera, région des lacs), le coin Sud-Est du Zaïre et l'Ouest de la Zambie. Il existe une petite aire de cette sous-espèce dans le Nord Ouest du Botswana et le centre de l'Angola.

G. morsitans submorsitans, est répartie, depuis le Sénégal jusqu'au Cameroun et au Tchad, le long d'une bande dont la limite septentrionale se situe aux environs des 14e à 12e parallèles N., et la limite méridionale, du 9e au 7e parallèles N. En République Centrafricaine, la limite sud s'infléchit pour rejoindre, dans le Nord-Est du Zaïre, la limite Nord qui traverse le Sud-Ouest du Soudan ; dans ce dernier pays, il existe quelques petites aires plus au Nord.

La forme *ugandensis* occupe la partie occidentale et septentrionale de l'Ouganda, ainsi que le Sud-Ouest de l'Ethiopie.

2.2. *G. longipalpis*

G. longipalpis vit dans des régions plus humides que les autres espèces du sous-genre ; elle est associée à une végétation de transition dans les savanes guinéennes et savanes dérivées. Elle envahit la végétation secondaire ou les fourrés qui régénèrent après l'abandon des cultures. Elle occupe une bande qui traverse l'Afrique de l'Ouest depuis le Sénégal (Casamance) jusqu'au Nigéria. Elle est trouvée également "en tâches" au Cameroun et dans le coin Nord-Ouest du Zaïre.

2.3. *G. pallidipes*

Espèce proche de la précédente, elle est, en quelque sorte, son homologue en Afrique Orientale, mais elle est capable de pénétrer dans des régions de faible pluviosité (500 mm)

Son aire de répartition, qui s'étend de l'Ethiopie au Mozambique et de l'Est du Zaïre jusqu'à la côte Orientale de l'Afrique, est morcelée en "tâches" innombrables. Elle atteignait jadis le 29e parallèle Sud au Zululand.

2.4. *G. swynnertoni*

Son aire de répartition est limitée aux savanes de Tanzanie (Sud de l'Equateur, Est du lac Victoria) ; elle déborde quelque peu sur le territoire Kenyan. Cette espèce a tendance à envahir les zones de dépeuplement humain et à se retirer des zones de repeuplement.

2.5. *G. austeni*

Elle est confinée à une étroite bande (400 km de largeur maximum) discontinue, le long de la côte Est de l'Afrique, du sud de la Somalie au Sud du Mozambique, dans des régions d'altitude inférieure à 200 m. Son habitat est constitué de fourrés secondaires ou de broussailles des fermes abandonnées. Elle peut se trouver associée à *G. morsitans morsitans*, *G. brevipalpis* et *G. pallidipes* (en Tanzanie, par exemple).

3. Répartition des glossines du sous-genre *Austemina* (Carte 3)

Le sous-genre *Austemina* présente moins d'importance économique que les précédents ; de plus, ces glossines sont difficiles à capturer et à détecter ; aussi leur répartition est-elle beaucoup moins bien connue que celle des deux autres sous-espèces.

FORD (1970, in Mulligan, p. 286) distingue trois "sous-groupes" géographiques :

- espèces de forêt sempervirente, dans toute leur aire de répartition :

. *G. tabaniformis* : bassin du Congo, Gabon, Cameroun, Sud du Nigéria et du Ghana, coin Sud-Est de la Côte d'Ivoire ;

. *G. haringtoni* : partie occidentale du bassin du Congo, Ouest du Cameroun, coin Sud-Est du Nigéria ;

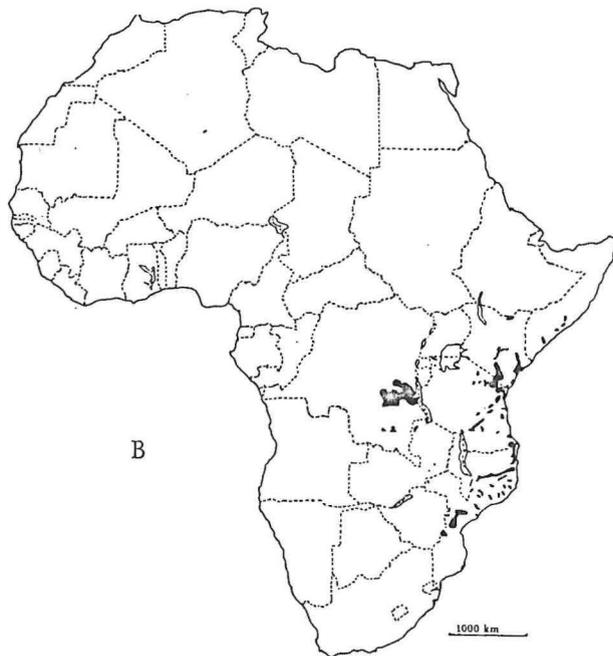
. *G. nashi* : aire limitée au fond du Golfe du Bénin, dans la région côtière de la République Populaire du Congo et au S. O. de la R.C.A.

- espèces qui vivent dans une végétation intermédiaire savane-forêt :

. *G. fusca* occupe une aire s'étendant de la Guinée au Cameroun et une aire plus large que la précédente au Cameroun, en République Centrafricaine et dans l'Est du Zaïre. La sous-espèce *G. fusca fusca* se trouve dans la partie Occidentale de l'aire jusqu'au Togo. Les deux sous-espèces seraient présentes au Ghana. *G. fusca congolensis* est seule présente dans les autres pays d'Afrique Occidentale (Bénin, Nigéria) et d'Afrique Centrale (Cameroun, RCA, Guinée Equatoriale, Gabon, Congo, Zaïre).



A



B



C

Carte 3 - Répartition géographique

- A - des espèces du s.g. *Austenina*, sauf *G. brevivalpis* et *G. longipennis*)
- B - de *G. brevivalpis*
- C - de *G. longipennis*

. *G. medicorum*, qu'on trouve depuis le Libéria jusqu'à l'Est du Nigéria, remonte en Côte d'Ivoire jusqu'à la frontière de Haute-Volta (riv. Leraba).

. *G. schwetzi* : son aire, limitée à la région Nord-Ouest de l'Angola, déborde quelque peu au Zaïre, au Congo et même jusqu'au Gabon.

. *G. fuscipleuris* présente la forme d'une bande en équerre dont la branche Nord-Sud occupe l'Est du Zaïre et la branche parallèle à l'équateur est à cheval sur le Nord du Zaïre et le Sud de la République Centrafricaine, en débordant légèrement au Cameroun et au Congo.

- *G. nigrofusca* appartient au groupe de forêt mais peut être classée, dans certaines régions, dans le groupe précédent. Elle occupe des aires isolées : (1) Guinée, Libéria, Côte d'Ivoire, Ghana, (2) Sud-Est du Nigéria et Ouest Cameroun, (3) République Centrafricaine, bordure Nord du Congo et du Zaïre, (4) coin Nord-Est du Zaïre. La sous-espèce *nigrofusca* est présente en Afrique Occidentale, de la Guinée ou Nigéria, alors qu'en Afrique Centrale on ne trouve que *G. nigrofusca hopkinsi*.

- Le troisième groupe d'espèces comprend *G. brevivalpis* et *G. longipennis* :

. *G. brevivalpis* vit dans les fourrés sempervirents d'Ouganda, Kenya, Est du Zaïre, Tanzanie, Zambie, Mozambique et Afrique du Sud.

. *G. longipennis* est associée à la savane aride et même aux conditions subdésertiques (steppes boisées sèches, broussailles côtières) du Nord de la Tanzanie, du Kenya, Somalie, Ethiopie, Sud et Est du Soudan et Nord-Est de l'Ouganda. Espèce riveraine elle peut choisir ses lieux de reproduction ailleurs que dans les fourrés.

- *G. vanhoofi* et *G. severini* ne peuvent être classées de façon sûre, mais leur localisation suggère qu'elles appartiennent au groupe périphérique. La première espèce se trouve dans une aire limitée d'Afrique Central (Zaïre), et la seconde occupe une étroite bande le long de la frontière orientale du Zaïre.

4. Les cartes de répartition des glossines

4.1. - Réalisation des cartes

C'est au cours de la "Conférence Africaine sur la tsé-tsé et la trypanosomiase", qui s'est tenue à Brazzaville en Février 1948, qu'ont été définis pour la première fois les couleurs et les symboles internationaux, destinés à l'établissement de cartes de répartition des glossines.

A l'occasion de la 12e réunion du "Conseil Scientifique International de Recherches sur les Trypanosomiasés" (C.S.I.R.T./O.U.A.), tenue à Bangui du 12 au 16 novembre 1968, il a été proposé de "réviser le choix des symboles et des couleurs conventionnels utilisés pour représenter les espèces et sous-espèces de mouches tsé-tsé", les symboles définis en 1948 n'ayant été attribués qu'aux espèces reconnues à l'époque.

Un sous-comité fut désigné qui présenta ses recommandations lors de la 13e réunion du C.S.I.R.T. (Lagos, 1971).

Les symboles attribués à l'origine à certaines espèces durant la conférence de Brazzaville ont été autant que possible conservés. On a cependant créé un nouveau symbole pour *G. tabaniformis*, le symbole d'origine se confondant trop facilement avec celui de *G. longipennis*.

Les nouveaux symboles proposés pour les espèces et sous-espèces reconnues depuis la conférence de Brazzaville prennent pour base des variantes sur un triangle pour les espèces et sous-espèces du s.g. *Nemorhina*, sur un carré pour celles du s.g. *Glossina* et sur des cercles ou des losanges pour celles du s.g. *Austenina* (ces symboles sont représentés figure 27, chapitre III).

Pour l'établissement de cartes en couleur, le sous-comité recommande de n'attribuer aucune couleur aux espèces ayant une répartition géographique très limitée telles que *G. severini*, *G. vanhoofi* et *G. nashi*, d'adopter des couleurs conformes aux tableaux de référence des couleurs de la Coates Inks Ltd, de dessiner les cartes à l'échelle de 1/1.000.000e (projection Lambert) pour les nations, états et provinces, de dessiner les cartes du continent à l'échelle de 1/5.000.000e (projection transverse Mercator), de publier des cartes séparées correspondant à chacun des sous-genres.

4.2. Cartes de l'Afrique, cartes régionales et cartes des états

De nombreuses cartes de répartition des glossines ont été publiées ; pour certains pays, elles sont remises à jour périodiquement. Il n'est pas dénué d'intérêt de consulter les cartes anciennes pour les comparer aux cartes les plus récentes ; il est ainsi non seulement possible de juger de l'évolution de nos connaissances en la matière, mais aussi de mettre en évidence des avances, des reculs et des disparitions d'espèces dans les régions où les conditions écologiques ont été modifiées (variations du climat et de la végétation, naturelles ou causées par l'homme : déforestation, plantations, feux de brousse, abandon des cultures, urbanisation, construction de barrages, chasse, etc...).

On trouvera ci-après une liste des cartes publiées par différents organismes, soit à l'échelle continentale ou régionale, soit à l'échelle des états.

4.2.1. Cartes de répartition des espèces à l'échelle continentale

- BUXTON (P.A.), 1955 - The natural history of tsetse flies.
Lond. Sch. Hyg. trop. Med. Memoir n° 10, Lewis, 816 p.
- FORD (J.), 1963 - The distribution of the vectors of African pathogenic trypanosomes. Bull. Wld. Hlth. Org., 28, pp. 653-669.
- FORD (J.), 1970 - in Mulligan - The African Trypanosomiasis
Allen et Unwin Ltd. England, pp. 277-283.
- FORD (J.) et KATONDO (K.M.) 1977 - Cartes de répartition de la mouche tsé-tsé (*Glossina*) en Afrique, 1973, OUA/CSRT. (Série de 9 cartes composées de trois jeux de trois cartes chacun : Afrique du Nord Ouest, du Nord Est et du Centre Sud, à l'échelle de 1/5.000.000, publiée en 1977 par l'OUA international Bureau for Animal Resources, P.O. Box 30786, Nairobi, Kenya. Ces cartes, en couleurs, indiquent la répartition des espèces et de certaines sous-espèces des trois sous-genres).
- MACHADO (A. de BARROS), 1954 - Révision systématique des Glossines du groupe *palpalis* (Diptera). Publ. Cult. Comp. Diam. Angola, 22, 189 p.
- MACHADO (A. de BARROS), 1970 - Les races géographiques de *Glossina morsitans*. 1er Symposium International Sobre Criação da Mosca Tsétse. J. Fraga de Azevedo ed., Lisbonne : 471-486.
- POTTS (W.A.), 1953 - Distribution of tsetse species in Africa. (compiled and drawn by directorate of colonial surveys, from informations collected by W.H. Potts. London :
Edward Stanford Ltd (Three sheets, scale 1/5. 10⁶).
- POTTS (W.A.), 1965, in Régional economic atlas : Africa, Oxford, Clarendon Press.

4.2.2. - Cartes régionales (ensemble de pays)

- MAILLOT (L.), 1952 - A. Carte de répartition des glossines de l'Afrique équatoriale française - ORSTOM, 2 feuilles au $1/2.10^6$ (feuille Nord et feuille Sud). B. 1 feuille au $1/10^6$: carte de répartition probable des sous-espèces et variétés de *Glossina palpalis* (*G.p. palpalis* Rob.-Desv. et *G. fuscipes fuscipes* Newstead et *fuscipes fuscipes* "variété Brazzaville". (1953, Notice).
- MAILLOT (L.), 1957 - Carte de répartition des glossines de l'Afrique équatoriale française Paris, ORSTOM (3 feuilles).
- MISSIONS BOUET-ROUBAUD-JAMOT (1906-1916 et 1932-1935), 1935.
Distribution des maladies à trypanosomes et des mouches tsétsé. Carte complétée d'après les travaux des auteurs français et étrangers (2 feuilles à l'échelle du $1/2.500.000$).
- NASH (T.A.M.), 1948 - Tsetse flies in British West Africa (published for the colonial office by his majesty's stationery office, 15 feuilles).
- RICKENBACH (A.), 1961 - Carte de répartition des glossines en Afrique Occidentale d'expression française. ORSTOM (2 feuilles échelle : $1/10^7$. Notice explicative.
- SERVICE GEOGRAPHIQUE DE L'A.O.F., 1942 - Carte de répartition des glossines et d'installation des chantiers de prophylaxie agronomique. Carte au $1/2.500.000e$.
- SERVICE GEOGRAPHIQUE DE L'A.O.F. (VILAIN), 1949 - 2 feuilles au $1/3.10^6$
- Aire de distribution de *G. palpalis* et *G. tachinoides*
- Aire de distribution de *G. morsitans* et *G. longipalpis*.

4.2.3. - Cartes des États ou des Provinces (Cf. tableau 2).

a) Afrique occidentale

- Sénégal

TOURE (S.M.), 1971 - Les glossines (*Diptera, Muscidae*) du Sénégal : Ecologie, répartition géographique et incidence sur les trypanosomes. Rev. Elev. Med. Vet. Pays trop., 24, pp. 551-563.

LAVEISSIERE (C.) et TOURE (S.M.) - La répartition des Glossines au Sénégal - Carte à 1/2.000.000 ORSTOM Paris 1982.

- Côte d'Ivoire

TAZE (Y.), CUISANCE (D.), CLAIR (M.) et POLITZAR (H.) - Contribution à l'étude de la répartition des Glossines (*Diptera-Muscidae*) dans le Nord de la Côte d'Ivoire - Rev. Elev. Méd. vét. Pays Trop., 1978 31 (3) : 329-340.

LAVEISSIERE (C.) et CHALLIER (A.) - La répartition des Glossines en Côte d'Ivoire. Cartes à 1/2.000.000. ORSTOM Paris 1981.

I.E.M.V.T. - République de Côte d'Ivoire - Cartographie de l'infestation glossinaire dans la région des savanes. 16 feuilles régionales à 1/200.000 - 2 couleurs - 1 feuille de synthèse à 1/1.000.000 - 5 couleurs. Septembre 1981.

- Mali

ASHTON (D.R.), GOODWIN (J.T.), BA (A.), CISSE (A.) - Tsetse distribution in the République of Mali : an interim report - 16e réunion ISCTRC, Yaoundé, Octobre 1979, pub. n° 111 : 341-348.

- Haute-Volta

CHALLIER (A.), LAVEISSIERE (C.) - La répartition des Glossines en Haute-Volta. (Carte au 1/2.000.000) - ORSTOM Paris, 1977.

LAVEISSIERE (C.) - Répartition des Glossines en Haute-Volta ; effets de la grande sècheresse de 1972-1973. Cah. ORSTOM, ser. Ent. med. et parasitol. 1976, 14 (4) : 293-299.

- Ghana

OFFORI (E.D.) - Tsetse flies of Ghana. Being a review of the Ghanaian species of *Glossina* (*Diptera-Muscidae*). Ghana J. Sci., 1964, 4 (2) : 141-156.

- Togo

ITARD (J.) - Enquête entomologique dans la région des savanes (République du Togo). Rev. Elev. Méd. vét. Pays trop., 1968, 21 (3) : 375-385.

MAWUENA (K.) et ITARD (J.) - Présence de *Glossina tachinoïdes* Westwood, 1850 (*Diptera, Glossininae*) dans le sud du Togo. Rev. Elev. Méd. vét. Pays trop., 1981, 34 (1) : 47-53.

- Niger

SIVERS (P.V.) - Recherches sur la répartition de *Glossina tachinoïdes* West. et de *G.m. submorsitans* New. dans la République du Niger. Z. angow. Ent. 1973, 73 (3) : 319-326.

- Nigéria

Tsetse and Trypanosomiasis Division. Federal Livestock Department (TTD n° 334^A) - Végétation zones. *Glossina* distribution - Reclaimed Areas, 1979, échelle 1/1.750.000.

GLOVER (P.E.) - The tsetse problems in Northern Nigeria, 1961, 383 p. Printed by Patwa News Agency (E.A.) Ltd P.O. Box 1458, Nairobi, Kenya.

RIORDAN (K.) et ONYIATI (J.) - Tsetse distribution in Nigeria (August 1973) Nigerian Institute for Trypanosomiasis Research, Kaduna (échelle : 1/500.000 e).

b) Afrique Centrale

- Tchad

GRUVEL (J.) - Les glossines vectrices des trypanosomiasés au Tchad. Rev. Elev. Méd. vét. Pays trop., 1966, 19, pp. 169-212.

Ministère Agriculture, Elevage, Eaux et forêts, Pêches et chasses, N'Djaména ; 1975. Aide d'urgence Sahel-CEE. Sous projet éradication des glossines. Rapport de prospection 1974-1975.

- Cameroun

GRUVEL (J.), TRONCY (P.M.) & TIBAYRENC (R.) - Contribution à la connaissance de la distribution des glossines au Nord-Cameroun. Rev. Méd. vét. Pays trop., 1970, 23, pp. 83-91.

MOUCHET (J.), GARIOU (J.) & RATEAU (J.) - Distribution géographique et écologique de *Glossina palpalis palpalis* Rob. - Desv. et *Glossina fuscipes fuscipes* Newst. au Cameroun. Bull. Soc. Path. exot., 1958, 51, pp. 652-661.

MOUCHET (J.) & GARIOU (J.) - Notice sur la carte de répartition des glossines au Cameroun oriental. Cah. ORSTOM sér. Ent. méd., 1966, vol. 4, n° 6, pp. 83-85.

- RAGEAU (J.) & ADAM (J.) - Carte de répartition des glossines au Cameroun français. (10 espèces et 2 variétés, échelle 1/2.10⁶). Notice par RAGEAU (J.) ORSTOM, 1951.

- République Centrafricaine

FINELLE (P.), ITARD (J.), YVORE (P.) & LACOTTE (R.) - Répartition des glossines en République Centrafricaine. Etat actuel des connaissances. Rev. Elev. Méd. Vét. Pays trop., 1963, 16 : 337-348.

MAILLOT (L.) & TAUFFLIEB (R.) - Présence de *Glossina nashi* Potts, 1955 en Afrique équatoriale française. Bull. Soc. path. exot., 1956, 48 : 847-848.

- Gabon

MAILLOT - Présence de *Glossina medicorum* Austen, 1911 au Gabon (Afrique équatoriale française) Bull. Soc. path. exot. 1956, 49 : 823-827.

TIBAYRENC (R.) - Enquête sur les glossines des plateaux d'Okouma, Mounana et Yéyé, République du Gabon - Paris, Maisons-Alfort, 1974, SEAE, IEMVT 35 p.

- République du Congo

BOUSSAFOU (D.) - Les principaux arthropodes d'intérêt vétérinaire au Congo-Brazzaville (Moyens de lutte). Thèse doctorat vétérinaire Toulouse, 1971.

FIASSON (R.) - Contribution à l'étude des arthropodes vulnérants du Moyen Congo. Rev. Sc. Med. Pharm. vet. A.F.L. 1943, 2 : 257-282.

- Zaïre, Rwanda, Burundi

EVENS (F.M.J.C.) - Dispersion géographique des glossines au Congo belge. Mémoires de l'Institut Royal des Sciences Naturelles de Belgique, 1953. Deuxième série, Fasc. 48 : 1-70.

EVENS (F.) - Les tsétsés et leur dispersion géographique au Congo Belge - Zooleo., 1954, 3 : 303-310.

EVENS (F.), MEYUS (M.), PIERQUIN (L.) & NIEMEGEERS (C.) - Dispersion géographique des glossines (*Glossina sp.*) au Congo belge et au Rwanda - Urundi. Mém. in 8. Acad. R. Sci. colon. Cl. Sci. nat. (N.S.), 1957, 6, fasc. 2, 41 p, 2 cartes.

LUKELENGE MAPUMBA (K.), FAIN (A.) - Note sur les glossines de la région de Kabambare (Maniema-Zaïre oriental). Ann. Soc. belge Med. trop., 1978, 58 (3) : 205-207.

- Angola

SOUSA (C.F.E.), 1970 - New contribution to the study of the geographical distribution of the *Glossina* (Diptera-Glossinidae) in Angola. Criação de mosca tsétsé em laboratório e sua aplicação prática. 1er Symp. intern. 1969. Lisbonne : 461-469.

c) Afrique Orientale

- Ethiopie

BALIS (J.) & BERGEON (H.) - Etude sommaire de la répartition des glossines dans l'empire d'Ethiopie. Rev. Elev. Méd. vét. Pays trop., 1970, 23 : 181-187.

OVAZZA (M.) - Contribution à l'étude des diptères vulnérants de l'empire d'Ethiopie. IV. *Glossina*. Bull. Soc. path. exot. 1956, 49 : 204-209.

OVAZZA (M.), RODHAIN (F.) - Note sur les *Tabanides* et les glossines de la basse vallée de l'Omo (Ethiopie). Bull. Soc. Path. exot., 1972, 65 (1) : 166-169.

FEVRIER (J.C.) - Contribution à l'étude des Trypanosomoses animales dans la Province du Gemu-Gofa (Ethiopie). Thèse doctorat vétérinaire, E.N.V. Alfort, 1978.

FULLER (G.K.) - Répartition de *Glossina* (Diptera-Glossinidae) dans le sud Ouest de l'Ethiopie. Bull. Ent. Res., 1978, 62 (2) : 299-305.

- Soudan

ABDEL RAZIG (H.T.) - Distribution et avance de *Glossina morsitans* dans la partie Sud-Ouest du district de Darfur, Soudan. Bull. epizoot. Afr. 1973, 21 (3) : 255-260.

- Kenya

Kenya tsetse survey and control section of the department of veterinary service, Kabete, Kenya, 1967 - Distribution of tsetse species.

- Ouganda

The atlas of Uganda, (second édition - 1967), Tsetse control division, Department of veterinary services, WOUFF (W.R.), JEFFERIES (M.G.) (1 carte au 1/1.500.000).

- Tanzanie

Tsetse & sleeping Sickness (échelle : 1/3.000.000). Government of the united Republic of Tanzania, 1966.

- Mozambique

GONCALVES (A. Castelo Brunes), 1969 - Répartition des glossines dans le district de Tete. Veterinaria Moçambico, 2 (1) : 21-29.

SOUSA (A. Esteve de) - Distribucao das Glossina, 1970 (Carte au 1/8.000.000 FAO).

- Zambie

Livestock, Tsetse distribution and fisheries. IBRD 11541.
June 1975 (Carte au 1/4.500.000 env.).

Tableau 2. Espèces de Glossines présentes dans les pays d'Afrique Occidentale et Centrale

Pays	Sous-genre <i>Nemorhina</i> (Groupe <i>palpalis</i>)	Sous-genre <i>Glossina</i> (Groupe <i>morsitans</i>)	Sous-genre <i>Austenina</i> (Groupe <i>fusca</i>)	Dernières informations sur la situation des tsé-tsé
SENEGAL	<i>palpalis gambiensis</i>	<i>longipalpis</i> (?) <i>morsitans submorsitans</i>		La sécheresse de 1970-1972 a modifié la distribution des glossines, spécialement de <i>G. morsitans submorsitans</i> ; dans de nombreuses zones, la mouche ne trouve plus à s'alimenter, principalement du fait de la disparition des hôtes animaux dans les habitats desséchés. Carte générale (1/2.000.000) publiée par l'ORSTOM en 1982.
SIERRA LEONE	<i>palpalis gambiensis</i> <i>pallicera pallicera</i>	<i>longipalpis</i> <i>morsitans submorsitans</i>	<i>fusca fusca</i> <i>nigrofusca nigrofusca</i> <i>medicorum</i>	Une enquête réalisée en 1970 dans l'ensemble du pays n'a fait apparaître aucune modification sensible depuis l'enquête de 1948.
REPUBLIQUE CENTRAFRICAINE	<i>fuscipes fuscipes</i> <i>pallicera newsteadi</i> <i>tachinoïdes</i> <i>caliginea</i> <i>palpalis palpalis</i> (?)	<i>morsitans submorsitans</i>	<i>fusca congolensis</i> <i>tabaniformis</i> <i>haningtoni</i> <i>nigrofusca hopkinsi</i> <i>fuscipleuris</i> <i>nashi</i>	Carte établie en 1963 par l'IEMVT.
TCHAD	<i>fuscipes fuscipes</i> <i>tachinoïdes</i>	<i>morsitans submorsitans</i>		Carte établie en 1965 par l'IEMVT, reactualisée en 1974-1975, depuis le lac Tchad jusqu'à Bousso (raréfaction des gîtes après la sécheresse de 1970).
TOGO	<i>palpalis palpalis</i> <i>palpalis gambiensis</i> <i>tachinoïdes</i>	<i>longipalpis</i> <i>morsitans submorsitans</i>	<i>fusca fusca</i>	Une carte de 1968 de distribution des glossines dans la région des savanes a été complétée en 1979 pour les régions de Dapaong, Mango et Kanté. Présence de <i>G. tachinoïdes</i> signalée dans la région d'Avetonou (1981).
ZAIRE	<i>palpalis palpalis</i> <i>fuscipes fuscipes</i> <i>fuscipes martini</i> <i>fuscipes quanzensis</i> <i>pallicera newsteadi</i>	<i>morsitans centralis</i> <i>morsitans submorsitans</i> <i>pallidipes</i> <i>longipalpis</i>	<i>fusca congolensis</i> <i>tabaniformis</i> <i>haningtoni</i> <i>nigrofusca hopkinsi</i> <i>fuscipleuris</i> <i>brevipalpis</i> <i>severini</i> <i>schwetsi</i>	Carte générale établie en 1951, révisée en 1953 et complétée en 1957.

Chapitre V

Anatomie interne

Seront étudiés, dans ce chapitre, les appareils ou systèmes suivants :

- l'appareil digestif (canal alimentaire, pharynx ; oesophage, jabot, proventricule, intestin) ;
- l'appareil excréteur (tubes de Malpighi) ;
- l'appareil salivaire (hypopharynx et glandes salivaires) ;
- le tissu adipeux ;
- le système circulatoire ;
- le système respiratoire ;
- le système nerveux ;
- le système musculaire ;
- les organes reproducteurs internes mâle et femelle.

1. Appareil digestif (Fig. 37)

L'appareil digestif des Glossines débute par le canal alimentaire, formé par l'association du labre et de la gouttière labiale ; il se prolonge, dans la tête, par le pharynx et l'oesophage, qui passe entre les ganglions nerveux cérébraux, puis pénètre dans la cavité thoracique pour aboutir au proventricule. Le jabot, situé dans la partie antérieure de l'abdomen, se prolonge vers l'avant par un canal, qui aboutit également au proventricule. L'intestin, qui débute sur la face dorsale du proventricule, comprend l'intestin moyen et l'intestin postérieur, et se termine à l'an^{us}.

1.1. Canal alimentaire, pharynx, oesophage, jabot

Le canal alimentaire (Fig. 38) commence à l'extrémité antérieure du proboscis, au niveau du prestomum, ouverture située entre les deux lobes terminaux du labium, appelés labelles ou labellum, (Fig. 39). Les labelles, unis par leurs faces inférieures, sauf à l'extrémité antérieure, sont au contraire séparés à la face supérieure, formant ainsi une gouttière, dont les bords supérieurs sont

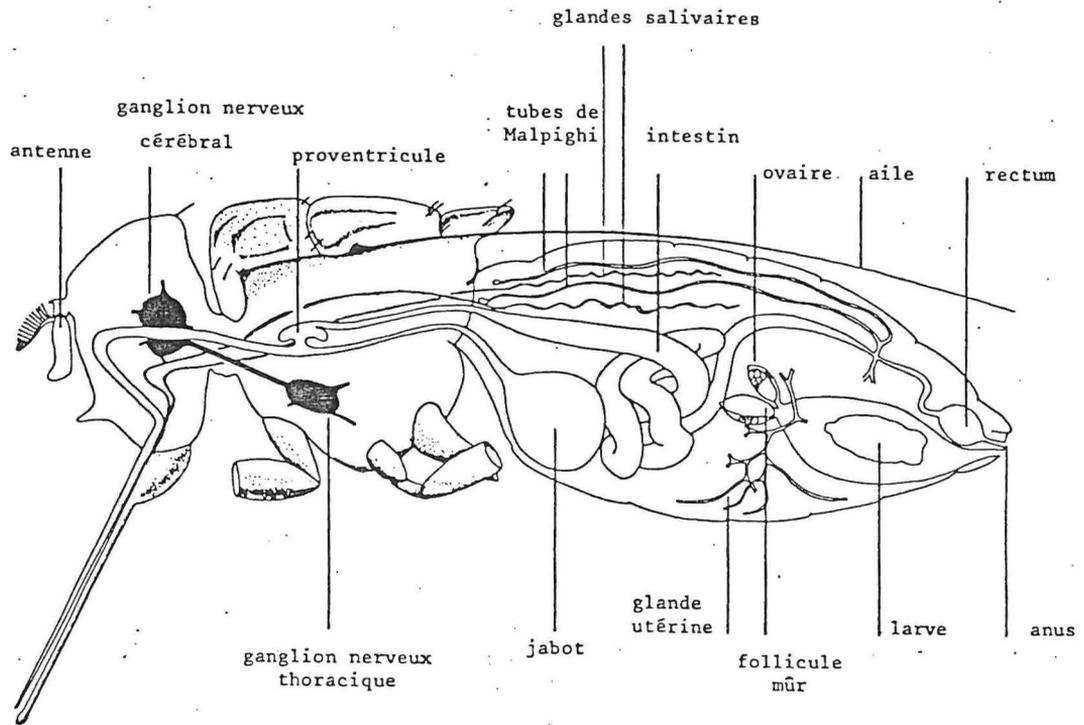


Fig. 37 - Schéma de l'anatomie interne d'une glossine femelle.

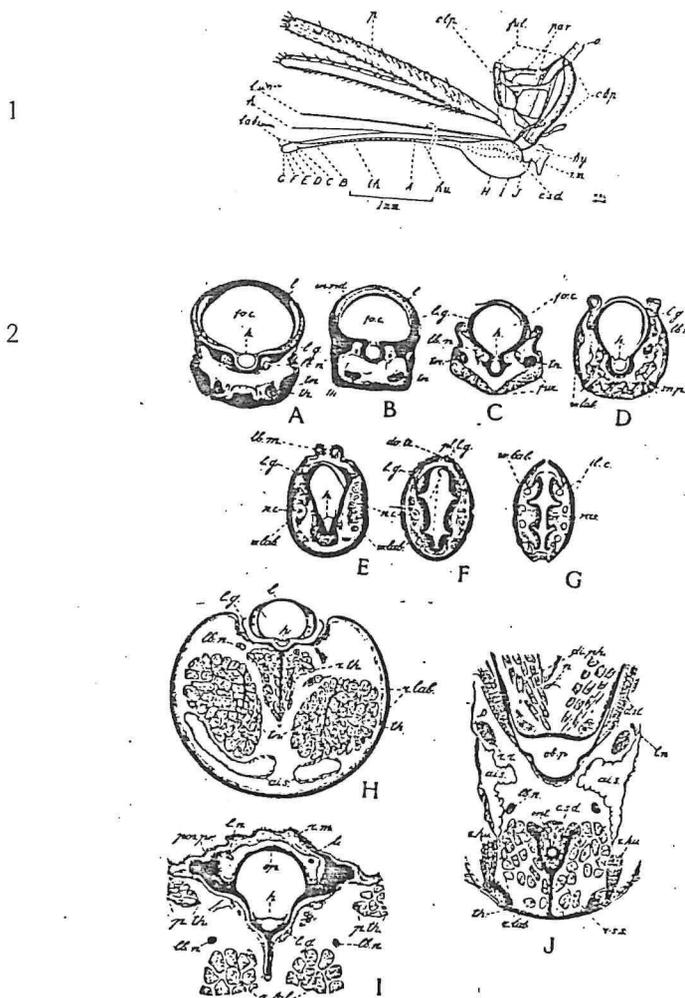


Fig. 38 - 2 - Coupes transversales de la trompe aux niveaux indiqués en 1 par les lettre A, B, etc...

cbp = pompe cibariale ; c.s.d = canal salivaire commun ; f.o.c = canal alimentaire ; h = hypopharynx ; l = labre ; lab = labium ; lb.m. = membrane labiale ; l.g. = gouttière labiale ; o. = oesophage ; p. = palpe maxillaire ; prs = prestomum ; th = theca.
(d'après Buxton, 1955).

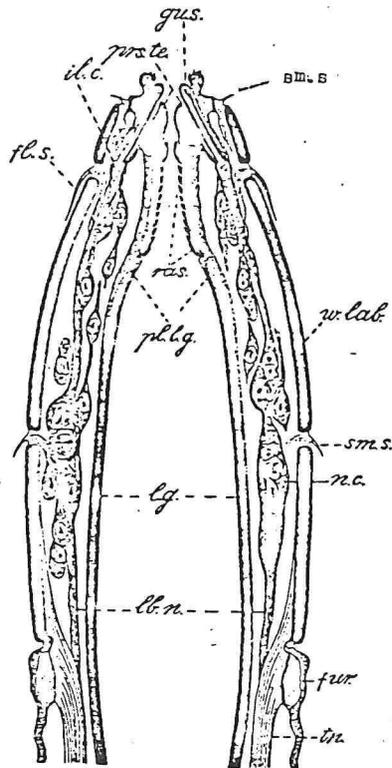


Fig. 39 - Coupe longitudinale et horizontale à travers les labelles. (D'après Buxton, 1955)

fl.s., sensille proximale ; fur, furca ; gu.s., sensille gustative ; il.c, canalicule intralabial ; lb.n., nerf labial ; l.g., gouttière labiale ; n.c., cellule nerveuse ; pl.l.g., plaques de la gouttière labiale ; prs.te., dent prestomale ; ras., râpe ; sms., sensille mécanoreceptrice ; w.lab., paroi des labelles.

garnis de nombreuses petites dents. La face externe des labelles portent trois types de soies sensibles ou sensilles (Rice, Galun et Margalit, 1973). La face interne porte trois râpes formées de plusieurs rangées de petites dents implantées sur une plaque sclérifiée. En avant de chaque râpe saillent quatre dents prestomales, larges à la base et pointues à l'extrémité. Plus en avant encore se trouvent des groupes de denticules et de longues écailles flexibles. Entre les râpes surgissent des sensilles gustatives (Fig. 40).

Chaque labelle est mue par un muscle puissant venant du bulbe de la théca, dont le tendon s'insère d'abord sur la furca, plaque chitineuse mobile située à la base des labelles, puis sur le bord supérieur de la paroi externe des labelles. Les mouvements de contraction du muscle provoquent l'éversion des labelles dont les râpes et les dents se trouvent alors dirigées en dehors et en arrière.

En arrière du prestomum, le canal alimentaire est limité par les ailes de la gouttière labiale, puis par l'association du labre (Fig. 38) et de la gouttière labiale, enfin peu avant le bulbe de la théca, presque uniquement par le labre dont les bords se rejoignent vers le bas, au-dessus de l'hypopharynx.

Le canal alimentaire se prolonge, à l'entrée de la tête, par le pharynx (Fig. 41), tube dirigé de bas en haut et d'arrière en avant, aboutissant à la pompe cibariale (Fig. 38, 41), dont la paroi antérieure, souple, est mue par de puissants muscles dilateurs ; sa paroi postérieure, sclérifiée, forme un plancher contre lequel s'applique la paroi antérieure souple lorsque la pompe cibariale est vide.

A la sortie de la pompe cibariale se trouve un sphincter (sphincter oesophagien antérieur), auquel fait suite l'oesophage qui se dirige vers l'arrière en traversant l'anneau nerveux formé par les ganglions sus et sous-oesophagiens et leurs commissures latérales ; l'oesophage pénètre dans le cou puis le thorax pour s'aboucher à la paroi ventrale du proventricule.

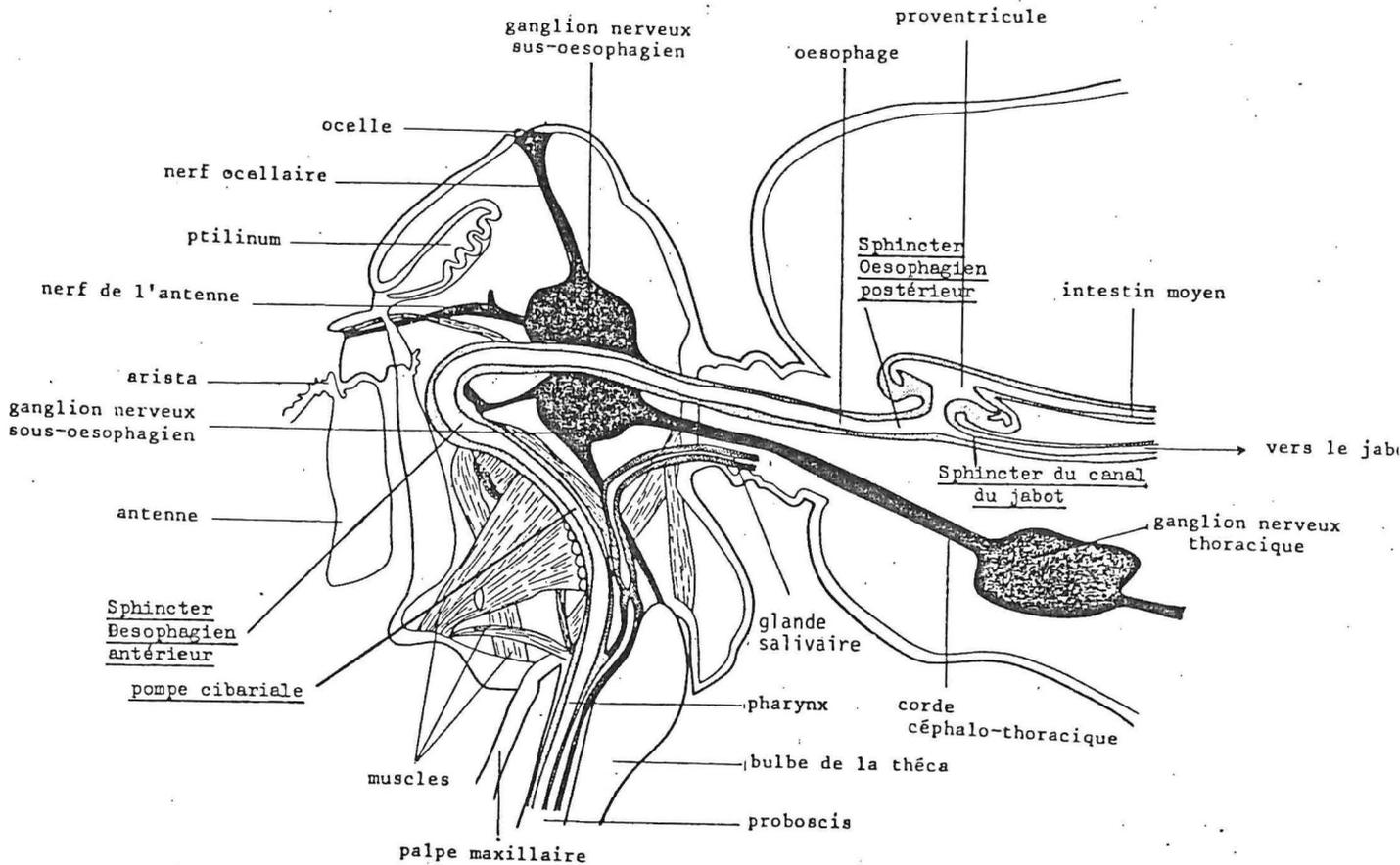


Fig. 41 - Coupe schématique à travers la tête et la partie antérieure du thorax (d'après Langley, 1965).

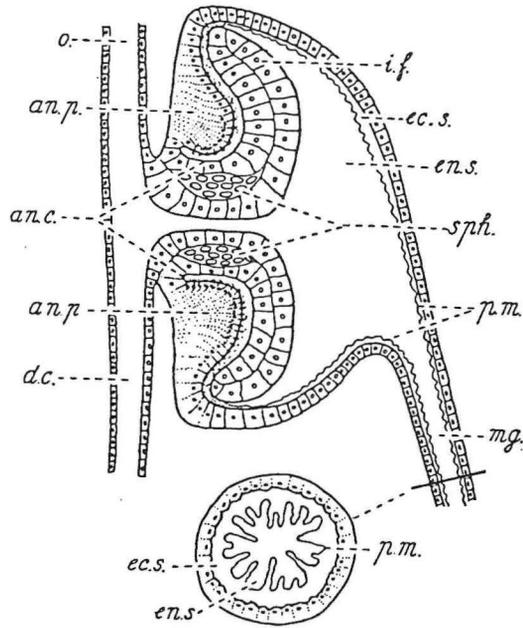


Fig. 42 - Coupe longitudinale à travers le proventricule.
 an.c. = fente annulaire ; an.p. = bourrelet annulaire (début de l'intestin moyen) ; d.c. = canal du jabot ; ec.s. = espace ectopéritrophique ; en.s. = espace endopéritrophique ; i.f. = invagination de l'intestin antérieur ; mg. = intestin moyen ; o. = oesophage ; p.m. = membrane péritrophique ; sph. = sphincter proventriculaire (d'après Buxton, 1955).

Outre sa fonction de régulateur à trois voies du flux de sang absorbé au cours du repas, le proventricule secrète la membrane péritrophique. Celle-ci est formée au fond de l'espace étroit (fente annulaire) compris entre l'invagination de l'intestin antérieur et le bourrelet annulaire, par trois types de cellules épithéliales sécrétrices situées dans la partie du bourrelet annulaire en continuité avec les cellules de l'intestin antérieur (Moloo, Steiger et Hecker, 1970). Les cellules du type I et II secrètent la première couche de la membrane péritrophique formée, au moins en partie, de polysaccharides, tandis que les cellules de type III secrètent la seconde couche, de nature essentiellement protéinique. Une fois formée, la péritrophique, bilaminaire, est comprimée entre l'invagination de l'intestin antérieur et le bourrelet annulaire, et son épaisseur est réduite à 0,33 μ . La péritrophique est secrétée très rapidement au cours des premières 24 heures qui suivent l'éclosion de l'imago. Les mouches ténérales, immédiatement après l'éclosion, n'ont pas de péritrophique ; celle-ci n'apparaît qu'après la première heure et croît en moyenne à la vitesse de 1 millimètre par heure (Laveissière, 1975). Tant qu'elle n'a pas atteint l'intestin postérieur, elle forme un sac clos à son extrémité distale. Une fois qu'elle a pénétré dans l'intestin postérieur, elle est déchirée par les épines du colon (voir ci-après) et tirée vers l'arrière grâce aux mouvements péristaltiques de l'intestin postérieur.

La membrane péritrophique forme donc un tube continu cheminant sur toute la longueur de l'intestin moyen ; elle délimite ainsi deux régions : un espace endopéritrophique, limité par la paroi interne de la membrane, et un espace ectopéritrophique, compris entre sa paroi externe et la muqueuse intestinale.

La membrane péritrophique joue un rôle important dans la digestion du repas de sang et dans le développement des trypanosomes.

1.3. *Intestin moyen et intestin postérieur*

1.3.1. Intestin moyen (Fig. 43)

- L'intestin moyen, long tube effectuant de nombreuses circonvolutions dans l'abdomen, est divisé en 3 segments :

a) le segment antérieur, tube étroit, faisant suite au proventricule,

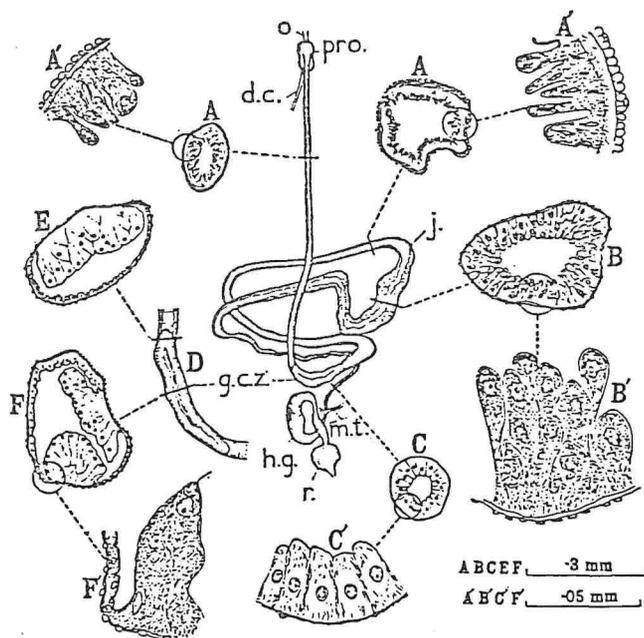


Fig. 42

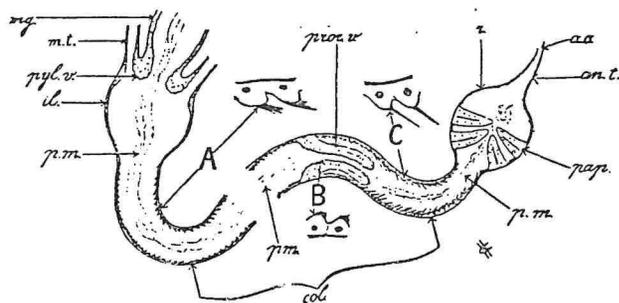


Fig. 43

Fig. 43 - Intestin moyen de Glossines. AA' : coupe transversale du segment antérieur ; B, B' : coupe transversale du segment moyen. CC' : coupe transversale du segment postérieur ; D: détail de la zone des cellules géantes (g.c.z.), avec (E, F, F') des coupes à différents niveaux (d'après Buxton, 1955).

Fig. 44 - Intestin postérieur de Glossines. mg : intestin moyen (fin du segment postérieur) m.t. : tubes de Malpighi; pyl.v.: valvule iléale ; il.: région iléale ; col.: colon ; pror. v.: valvule pro-rectale ; r.: rectum; pap: papilles rectales ; a.a.:anus ; p.m.: restes de la membrane péritrophique ; A et C : épines.

est rectiligne dans sa partie thoracique. Il est constitué de petites cellules épithéliales irrégulières, de type pavimenteux. Il comprend, dans sa partie médiane, la zone des cellules géantes (ou mycétome) contenant des symbiontes (ou bactéroïdes gram négatifs) de type rickettsiales, sensibles aux antibiotiques et pouvant effectuer la synthèse de vitamines du groupe B et de l'acide panthothénique, constituant essentiel du coenzyme A ; ils jouent donc un rôle important dans le métabolisme. Ces symbiontes ont été également décelés dans les sécrétions des glandes utérines de la femelle. Un deuxième type de symbiontes a récemment été découvert dans les ovaires des femelles. Ces organismes seraient donc transmis directement à la descendance par l'oeuf et indirectement par la glande utérine.

b) Le segment moyen, beaucoup plus large que le segment antérieur, commence brusquement ; plus court que le précédent, il se rétrécit graduellement vers l'extrémité postérieure. Sa muqueuse est constituée de plusieurs couches de cellules épithéliales sécrétrices.

c) Le segment postérieur diminue progressivement de diamètre jusqu'au point d'insertion des tubes de Malpighi. Sa muqueuse est formée de cellules épithéliales régulières, de type cubique.

1.3.2. Intestin postérieur (Fig. 44)

L'intestin postérieur est un tube étroit commençant au point d'insertion des tubes de Malpighi et se terminant à l'anus. La région antérieure ou iléale, courte, possède une muqueuse doublée d'une couche de chitine lisse ; elle peut se dilater considérablement. Lui font suite le colon et le rectum. Les parois internes du colon et du rectum sont revêtues d'une couche de chitine garnie de petites épines dirigées vers l'arrière, entraînant et délaminant la péritrophique. Le colon contient la valvule pro-rectale, en forme de mamelon à pointe postérieure. Par ses mouvements réguliers de va et vient, elle entraîne les excréments et la membrane péritrophique vers le rectum, qui est dilaté en ampoule et renferme quatre papilles rectales.

2. Appareil excréteur

Il est formé par les tubes de Malpighi, au nombre de 4, insérés, à la limite de l'intestin moyen et de l'intestin postérieur, par paire, de chaque côté, sur un conduit commun. Ce sont de longs tubes excréteurs d'environ 30 mm de longueur et de 0,045 à 0,060 mm de diamètre, de couleur jaunâtre, qui éliminent les déchets du métabolisme et l'excédent d'eau, en particulier aussitôt après le repas.

3. Appareil salivaire (Fig. 45)

Cet appareil, distinct du canal alimentaire, comprend, outre l'hypopharynx, décrit au chap. II, un canal salivaire commun, en continuité avec l'hypopharynx, dont la portion située dans le bulbe de la théca est épaissie et renforcée par un filament chitineux spiralé. Immédiatement après sa courbure vers le haut pour pénétrer dans la tête, le canal salivaire aboutit à la valve salivaire, à parois minces et flexibles, qui régularise le flux de salive entre et au cours des repas. Aussitôt après la valve salivaire, le canal se divise en 2 branches qui se recourbent vers l'arrière pour pénétrer dans la cavité dorsale du thorax en longeant, de part et d'autre, le canal du jabot, après être passé sur le proventricule et au-dessus du ganglion thoracique. En passant dans l'abdomen, ils s'élargissent progressivement pour devenir les glandes salivaires proprement dites, se présentant sous la forme de 2 tubes très contournés, transparents, de 15 mm de longueur environ, peletonnés dans la partie antérieure et supérieure de la cavité abdominale. En coupe transversale, la paroi des glandes salivaires est formée d'une membrane basale entourant une assise unique de cellules sécrétrices. Une couche de cellules musculaires disposée en spirale entoure extérieurement la membrane basale.

4. Tissu adipeux

Les organes abdominaux sont enveloppés par le tissu adipeux, souvent très abondant, et formé de cellules graisseuses alignées en chaînette. Ce tissu constitue un réservoir de lipides et joue le rôle d'emballage des viscères.

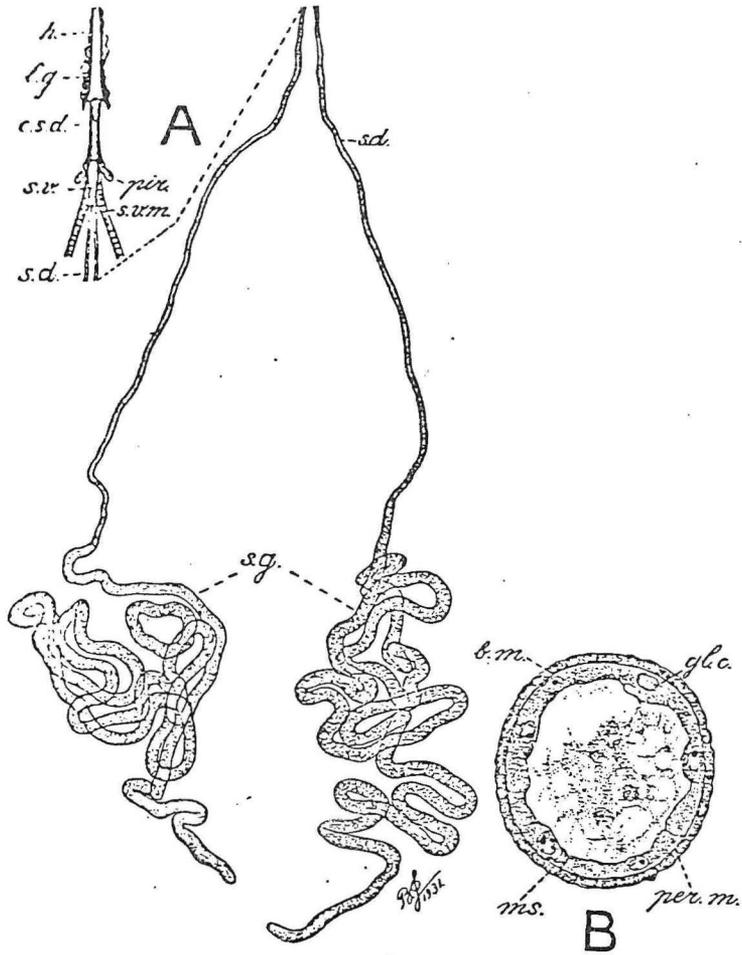


Fig. 45 - Appareil salivaire.

A - Base de l'hypopharynx (h), canal salivaire commun (c.s.d.), valve salivaire (s.v.), canaux salivaires (s.d.) et glandes salivaires (s.g.).

B - Coupe transversale d'une glande salivaire. (d'après Buxton, 1955).

5 - Système circulatoire

Le "sang", qui se compose d'un liquide (haemolymphe) et d'éléments figurés (haemocytes) est répandu dans tout l'espace péricavitéral, et baigne les organes (**). Il subit une impulsion par le jeu d'un appareil contractile, le vaisseau abdominal dorsal (ou coeur), placé en position médiane, dans la région dorsale des 5 premiers segments abdominaux ; ce vaisseau, qui forme une série de dilatations, ou "chambres", munies chacune d'une paire de muscles alaires et d'une paire d'ostioles, se prolonge vers l'avant à travers le thorax et la tête pour former l'aorte dorsale, qui amène l'haemolymphe dans la tête.

6 - Système respiratoire

Un système de trachées part des stigmates respiratoires thoraciques et abdominaux et aboutit, après de nombreuses divisions en branches de plus en plus fines (trachéoles), aux différents organes du corps. Les trachées sont formées d'une couche de cellules épithéliales et de couches de chitine dont la plus externe est différenciée en fibres spirales, le taenidium, qui assure, par son élasticité, une ouverture béante aux trachées. Les trachéoles sont dépourvues de taenidium ; elles se terminent fréquemment à l'intérieur même des cellules des tissus.

Ce système de trachées et de trachéoles assure l'échange d'air entre les organes corporels et l'extérieur.

7 - Système nerveux

Comme chez les autres diptères, le système nerveux des glossines est condensé en 2 masses, l'une située dans la tête et l'autre dans le thorax, (Fig. 41). Les glossines se caractérisent cependant, par rapport à la plupart des autres familles de diptères, par une concentration très poussée du système nerveux.

(**) Les insectes ne possèdent pas d'artères, de capillaires et de veines. La circulation de l'haemolymphe est maintenue par la pulsation rythmique du vaisseau abdominal dorsal.

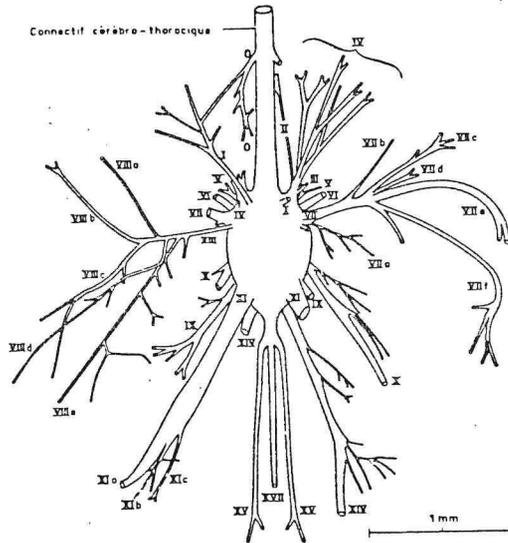


Fig. 46 - Schéma général du système nerveux thoracique de la mouche tsé-tsé. les nerfs ont été rabattus dans un plan frontal de manière qu'ils soient tous visibles (d'après Grillot, 1973).

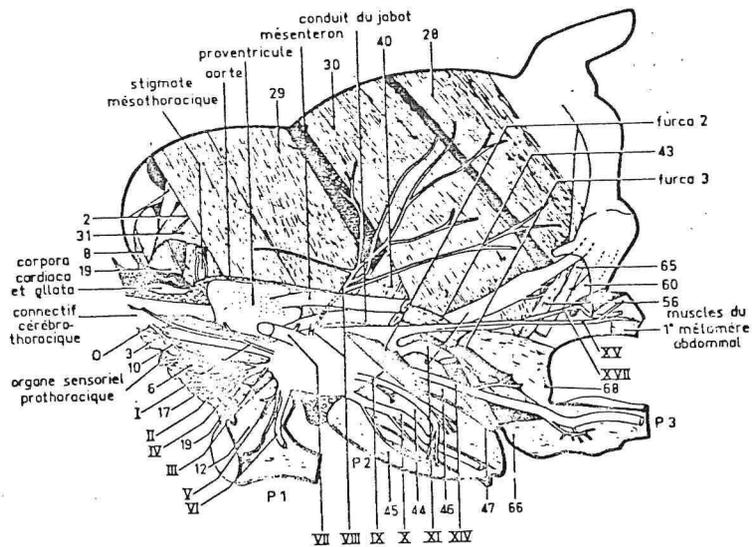


Fig. 47 - Coupe parasagittale du thorax de la mouche tsé-tsé. L'échelle du dessin est identique à celle de la figure 46 (d'après Grillot, 1973).

7.1. Système nerveux somatique

Encore assez peu étudié, il a été décrit sommairement par Minchin (1905, 1907) et Stuhlmann (1907) et plus récemment, de façon partielle, par Langley (1965) (système stomatogastrique et glandes rétro-cérébrales), par Rice (1970, 1972) et Finlayson et Rice (1972) (innervation du tube digestif), par Challier (1972) (innervation de l'appareil génital femelle), par Grillot (1973) qui donne une description détaillée et complète du système nerveux thoracique, par N'Kouka et Grillot (1975) et N'Kouka (1977), qui décrivent les nerfs abdominaux.

a) Système nerveux cérébral (Fig. 41)

Il est formé de 3 parties, situées dans la tête :

- le ganglion nerveux sus-oesophagien, ou cerveau, grosse masse étendue transversalement au-dessus de l'oesophage, portant latéralement les lobes optiques reliés directement aux yeux composés. Le cerveau est composé du protocérébron qui innerve les centres optiques et les ocelles, du deutocérébron, qui innerve les antennes et du tritocérébron, plus ventral, d'où part, en avant, un nerf en direction des pièces labiales et du pharynx.

- le ganglion nerveux sous-oesophagien, qui constitue la portion ventrale du système nerveux cérébral, donne naissance aux nerfs innervant le proboscis, le pharynx, la pompe cibariale et les muscles correspondants.

- ces 2 ganglions sont réunis latéralement par un système complexe de fibres nerveuses formant les commissures circum-oesophagiennes. Cet ensemble forme ainsi un anneau au travers duquel passe l'oesophage.

Le ganglion sous-oesophagien est relié, postérieurement, à la masse ganglionnaire thoracique, par une corde nerveuse impaire (connectif cérébro-thoracique) qui traverse le cou pour pénétrer dans le thorax.

b) Système nerveux thoracique (Fig. 46 et Fig. 47)

Il se compose, au niveau du thorax, d'une masse nerveuse unique qui donne naissance à 13 paires de nerfs et un nerf impair ou azygote (Grillot, 1973).

La masse nerveuse thoracique mesure environ 0,9 mm de long, 0,6 à 0,7 mm de large et 0,5 mm d'épaisseur. Elle est logée dans la partie ventrale du thorax, commençant un peu en avant de la limite postérieure des coxa prothoraciques pour se terminer vers la moitié des coxa mésothoraciques. Un peu en avant de celles-ci, la cuticule est contigue à la masse nerveuse.

Cette masse nerveuse est reliée au ganglion sous-oesophagien par le connectif cérébro-thoracique, qui donne naissance, vers la moitié de sa longueur, aux nerfs cervicaux (0).

De la masse nerveuse thoracique partent :

- une paire de nerfs prothoraciques dorsaux (I)
- une paire de nerfs prosternaux (II)
- une paire de nerfs chordotonaux (III)
- une paire de nerfs prothoraciques ventraux antérieurs (IV) de la base desquels se détachent les 2 paires précédentes (paires II et III).
- une paire de nerfs prothoraciques ventraux postérieurs (V)
- une paire de nerfs prothoraciques appendiculaires (VI)
- une paire de nerfs mésothoraciques dorsaux antérieurs (VII)

qui se subdivise en 6 rameaux principaux.

- une paire de nerfs mésothoraciques dorsaux postérieurs (VIII)
- une paire de nerfs mésothoraciques latéraux (IX)
- une paire de nerfs mésothoraciques appendiculaires (X)
- une paire de nerfs métathoraciques dorsaux (nerfs de l'haltère) (XI)
- une paire de nerfs métathoraciques appendiculaires (XIV)
- une paire de nerfs abdominaux latéraux (XV)
- un nerf impair azygos (XVII)

Les paires 0, I, IV, V, VI, VII, VIII, IX, X et XIV innervent essentiellement les muscles du cou, du thorax, des pattes. La paire VII innerve également les ailes, tandis que la paire XI innerve les haltères. Les paires

II et III se rendent à l'organe sensoriel prosternal (paire II) qui renseigne l'insecte sur les mouvements de la tête par rapport au thorax (Gravel, 1972) et l'organe chordotonal prothoracique (paire III) qui a le même rôle. La paire XV innerve les muscles des 3 premiers segments abdominaux. Le nerf azygos, qui reste impair chez le mâle, alors qu'il se divise en deux troncs chez la femelle (Fig. 48), donne d'une part 4 branches (XVII a, b, c, d₁) qui innervent les segments abdominaux 4 à 7, d'autre part plusieurs branches qui se rendent aux organes génitaux.

7.2. *Système nerveux sympathique et système neuroendocrinien (Fig. 49).*

Il existe chez les glossines un système sympathique stomatogastrique (Langley, 1965) composé d'un ganglion unique (ganglion hypocérébral et ventral fusionnés), situé au-dessus de l'oesophage, immédiatement en avant du proventricule, d'où partent, vers l'arrière, des nerfs innervant l'oesophage, le jabot, le proventricule. Le ganglion nerveux cérébral sus-oesophagien renferme en outre 4 groupes de cellules neurosecrétrices d'où partent une paire de nerfs qui sortent du bord postéro-ventral du ganglion sus-oesophagien, suivent l'oesophage, innervent les corpora cardiaca et le corpus allatum avant de se rejoindre pour entrer dans le ganglion hypocérébral. Un nerf récurrent s'anastomose en outre avec l'un des 2 nerfs précédents (le plus souvent celui du côté droit), immédiatement derrière le ganglion sus-oesophagien, et se dirige vers l'avant, en longeant dorsalement l'oesophage et le pharynx.

Grillot (1973) mentionne en outre un système sympathique impair, non individualisé, dont les nerfs suivraient ceux des paires thoraciques VII et XI, et innerveraient les stigmates thoraciques. Des nerfs sympathiques non individualisés empruntent également le trajet des nerfs somatiques XV et XVII d₁ pour innerver les stigmates abdominaux.

Le système neuro endocrinien comprend, outre 4 groupes de cellules situées dans le ganglion sus-oesophagien (2 groupes de cellules de type A et A', dans la pars intercérébralis, située dans la région médiodorsale du protocérébron, à la naissance du nerf ocellaire, et 2 groupes de cellules de type B, dans la pars latéralis, située plus latéralement) :

- Les corpora cardiaca, petites masses allongées de cellules glandulaires situées entre l'oesophage et l'aorte, qui contiennent des granules de neurosécrétion dans la portion située au voisinage des parois de l'aorte.

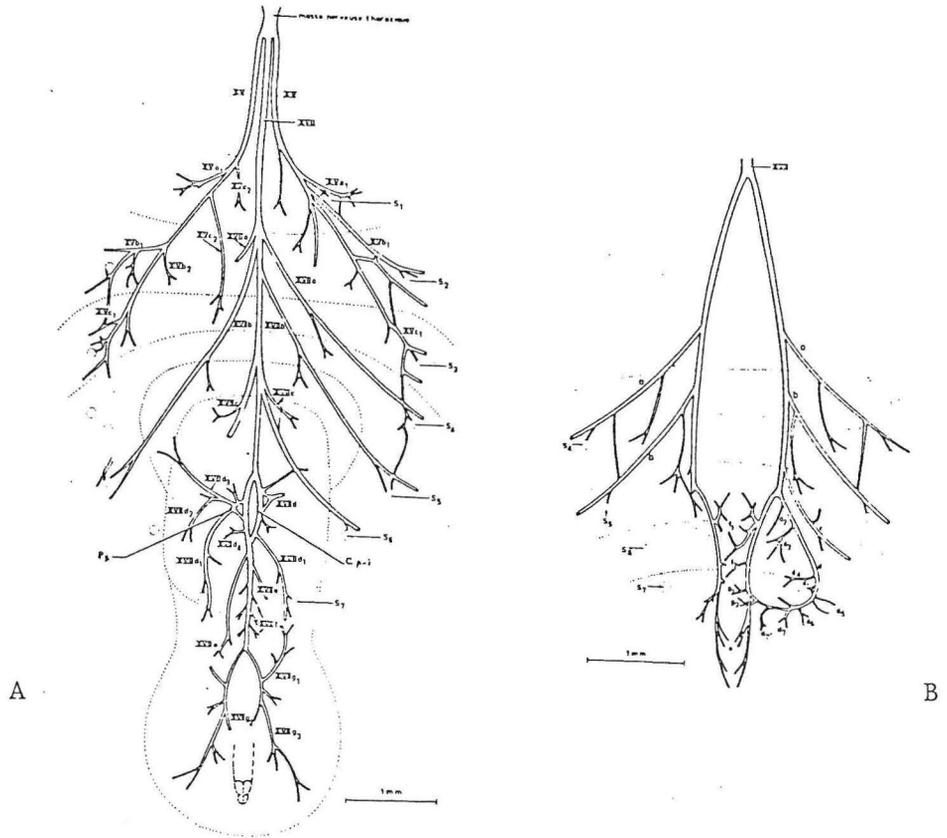


Fig. 48 - Schéma de l'innervation chez *G. fuscipes*.

A - Chez le mâle ;

B - ramifications du nerf azygos (XVII) chez la femelle.
 (d'après Nkouka et Grillot, 1975).

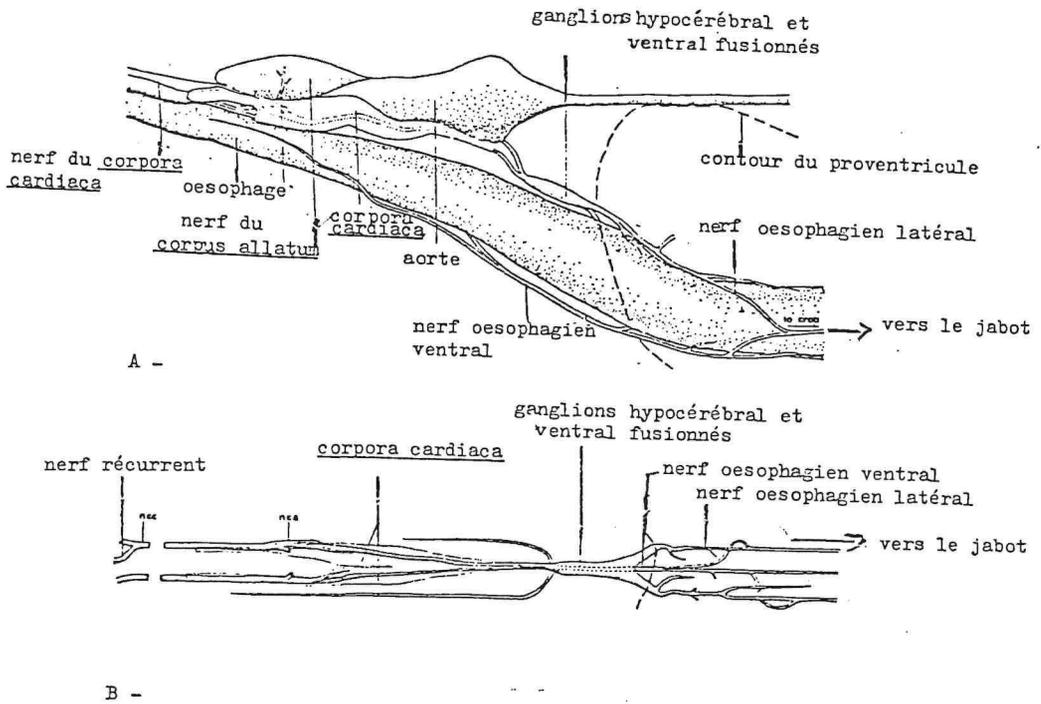


Fig. 49 - Système sympathique stomatogastrique, *corpora cardiaca* et *corpus allatum*, d'après Langley, 1965.

A - Vue latérale gauche

B - Vue de dessus, sans le *corpus allatum*, l'oesophage et l'aorte.

- Le corps allatum, corps globuleux qui repose sur la paroi dorsale de l'aorte, au-dessus des parties antérieures des corpora cardiaca.

Ont, en outre, été décrits : - un organe périsympathique médian, à fonction neuro sécrétrice, situé, chez les glossines, dans la région postérieure de la masse nerveuse thoracique et la région antérieure des nerfs abdominaux (paire XV et nerf XVII) ; - des organes périsympathiques associés aux neuromères thoraciques et un organe neurohemal situé sur le trajet du nerf XI (Grillot, 1977).

8. Système musculaire

La masse musculaire la plus importante est celle du thorax, qui comprend, outre les muscles des pattes, une paire de muscles prothoraciques, cinq paires de puissants muscles mésothoraciques et une paire de muscles métathoraciques. Une nomenclature des principaux muscles thoraciques est donnée par Grillot (1973).

Les muscles de la tête ont été décrits par Newstead et al. (1924) et par Jobling (1933).

Chez une mouche qui vient d'éclore (mouche ténérale), l'ensemble droit et l'ensemble gauche des muscles thoraciques sont nettement séparés par un espace vide qui disparaît quelques jours après. C'est ce vide médian qui permet l'enfoncement du thorax chez la mouche ténérale lorsqu'on exerce une pression. Le développement des muscles s'accompagne d'un changement de couleur ; de blanc à l'éclosion, le muscle devient brun pâle au bout d'un mois.

9. Organes reproducteurs internes.

9.1. *Organes reproducteurs internes du mâle (Fig. 50).*

L'appareil reproducteur des glossines mâles adultes comprend une paire de testicules pourvus chacun d'un canal déférent convergeant en un canal déférent commun, impair, qui aboutit à l'appareil phallique. Au point de jonction des canaux déférents débouche une paire de glandes annexes.

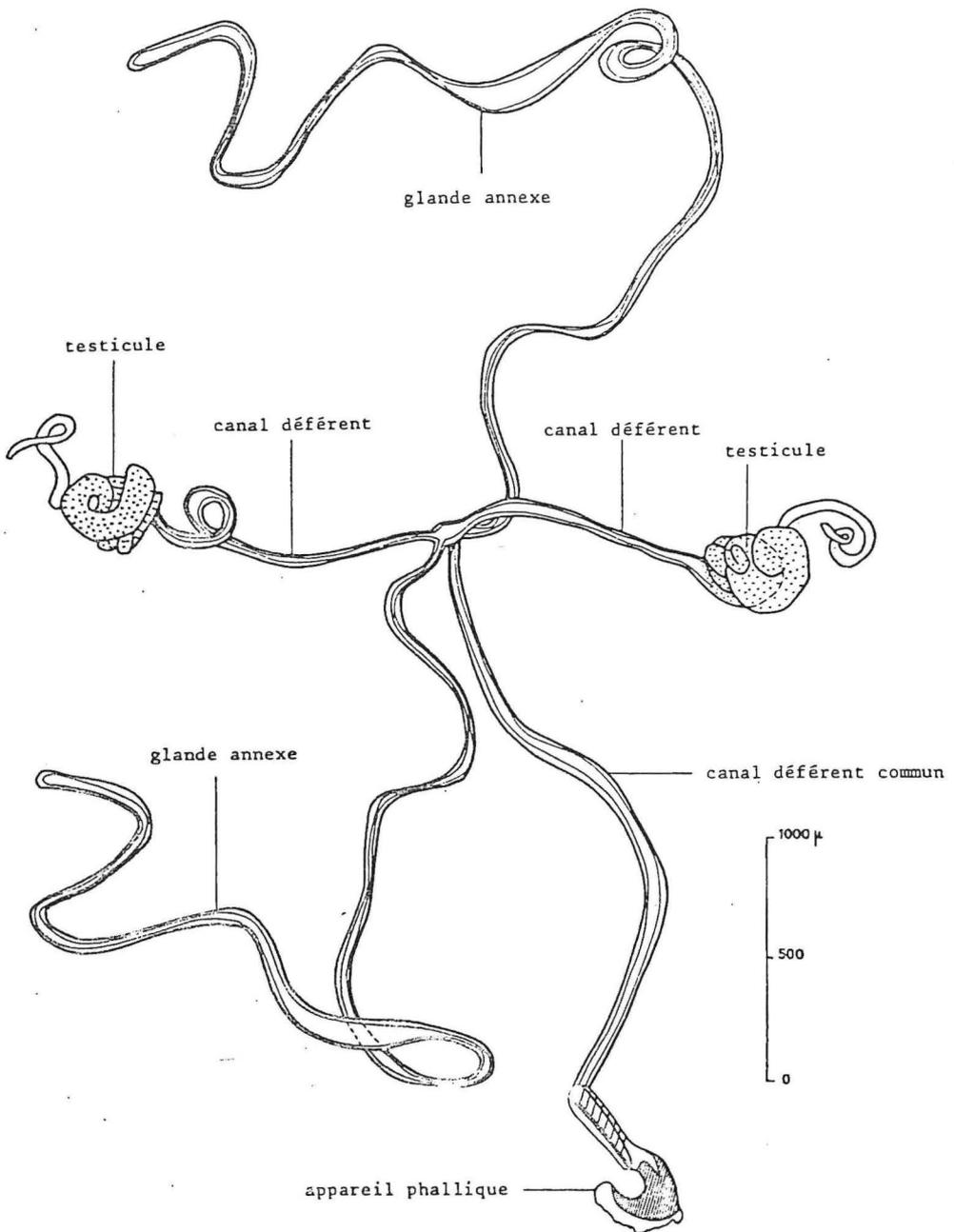


Fig. 50 - *G. fuscipes fuscipes* mâle adulte
Appareil reproducteur interne (original).

Chaque testicule est formé d'un tube enroulé sur lui-même et pigmenté en brun clair. La partie initiale du testicule se présente toutefois sous l'aspect d'un tube mince, libre, transparent, non pigmenté, ne contenant pas de spermatozoïdes et ayant environ 800 à 1.000 μ de long sur 25 μ à 30 μ de large chez *G. morsitans morsitans* et *G. fuscipes*. Le tube testiculaire qui y fait suite forme un peloton enveloppé par une coque brunâtre aisément dissociable au moyen de fines aiguilles. Ce tube, qui s'enroule en spirale trois ou quatre fois, a une longueur de 1.500 μ et une largeur de 150 à 200 μ . Il est rempli de spermatozoïdes réunis en groupes compacts, de 40 μ environ de diamètre. Chacun de ces groupes contient de 130 à 150 spermatozoïdes environ.

Les canaux déférents faisant suite au testicule (1.000 μ de long et 45 μ de large) font deux ou trois tours de spires avant de se détacher du peloton testiculaire. Ils se dirigent alors transversalement et d'avant en arrière vers l'axe du corps et forment, à leur point de jonction, une petite dilatation dans laquelle pénètre la terminaison des glandes annexes, et d'où part le canal déférent commun. Celui-ci, dont les parois sont constituées de cellules à gros noyau, alignées en files légèrement obliques par rapport à son grand axe, se dirige, d'avant en arrière, vers l'extrémité postérieure de l'abdomen. Après avoir contourné le rectum en passant au dessus de lui de gauche à droite, il revient en avant, pénètre dans l'appareil phallique où il s'insinue, tout en s'amincissant, entre le sclérite éjaculateur et la vésicule spermatique, et débouche près de l'insertion de celle-ci. Le canal déférent commun a une longueur totale de 2 à 3 mm environ, chez *G. morsitans* et *G. fuscipes*, sur 50 à 60 μ de large.

La vésicule spermatique (Fig. 21) à parois chitineuses très minces et transparentes, a une longueur de 250 μ à 300 μ environ chez *G. fuscipes fuscipes*. Elle est située, dans le plan médian de l'appareil phallique, le long de la face postérieure du sclérite éjaculateur, petite pièce chitineuse faisant partie du pallosme et servant d'appui aux muscles qui provoquent l'expulsion du sperme. La vésicule spermatique, dont l'extrémité antérieure s'appuie sur la face postérieure de la tête du sclérite éjaculateur, s'étend en arrière, parallèlement à celui-ci, presque jusqu'à son extrémité. Elle se continue en avant par le canal éjaculateur, qui a près de 300 μ de longueur, chez *G. fuscipes fuscipes*, sur 30 μ environ de large près de la vésicule séminale, et près de 50 μ vers le gonopore. Le canal éjaculateur, formé également de chitine très

mince, pénètre dans l'édéage et aboutit au gonopore, ou ouverture du canal éjaculateur, à bords très membraneux et de contour irrégulier.

La vésicule spermatique et la partie terminale du canal défèrent commun, situées entre celle-ci et le sclérite éjaculateur, sont enveloppées par un sac musculaire dont les fibres sont dirigées obliquement vers l'extrémité du sclérite éjaculateur. Ce sac, en pressant la vésicule contre le sclérite éjaculateur, fonctionne comme une pompe éjaculatrice.

Les glandes annexes sont constituées par une paire de longs tubes de 7,5 mm de longueur environ, sur 30 à 40 μ de large. Ces tubes, non pigmentés, sont plus ou moins entortillés à proximité du testicule correspondant. Ils s'élargissent au niveau du tiers moyen et du tiers postérieur, et atteignent à ce point 75 μ de large, puis s'amincissent vers l'extrémité distale (15 μ de large) pour se terminer en une petite sphère de 50 μ environ de diamètre. Leur extrémité antérieure pénètre dans la dilatation formée par la jonction des canaux déférents et l'on peut y suivre leur trajet sur une courte distance. Ces glandes ne contiennent pas de spermatozoïdes. Leur sécrétion dilue le liquide séminal et constitue peut-être un milieu favorable à la survie des spermatozoïdes, mais son rôle essentiel est de former les enveloppes du spermatophore (Pollock, 1974).

La formation et le développement de l'appareil reproducteur mâle s'effectuent pendant la période pupale, ainsi que la spermatogénèse. Le mâle adulte éclôt avec son stock de spermatozoïdes qui ne sera pas renouvelé au cours de la vie imaginaire.

9.2. Organes reproducteurs internes de la femelle (Fig. 51).

Les glossines sont larvipares, et l'appareil reproducteur femelle est adapté à ce mode de reproduction. Il est composé (Fig. 51) de deux ovaires (un droit, un gauche), comprenant chacun deux ovarioles (un interne, un externe) ; de deux oviductes, courts, se réunissant en un oviducte commun qui débouche dans la portion antéro-supérieure de l'utérus ; de deux spermathèques (ou réceptacles séminaux) globuleuses, brunes, pourvues chacune d'un canal qui débouche en arrière de l'oviducte commun, au sommet de la papille utérine. Une glande utérine constituée d'un ensemble de tube blanchâtres ramifiés, est située à la

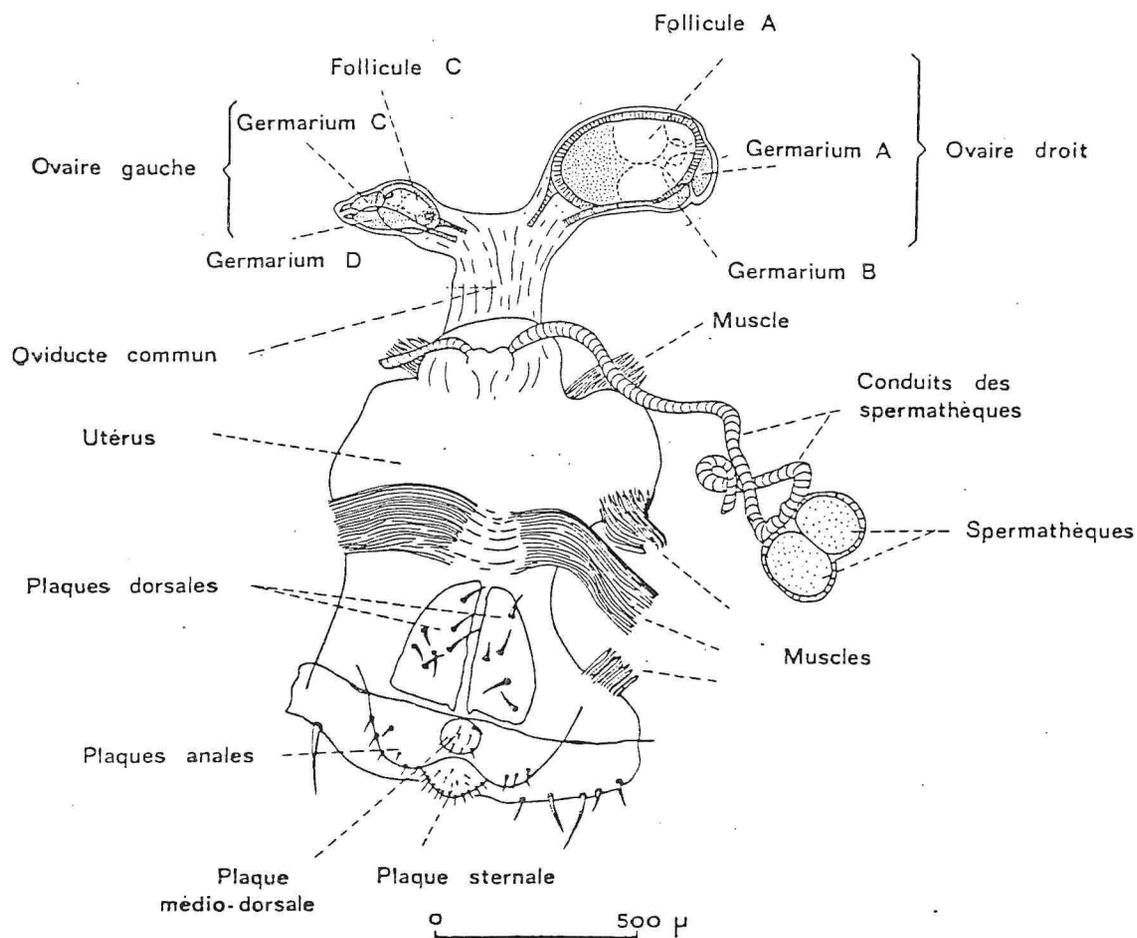


Fig. 51 - *Glossina tachinoïdes* ♀ âgée de 24 heures
Appareil reproducteur interne (original).

face dorsale de l'utérus : son canal, impair, aboutit, immédiatement en arrière des conduits des spermathèques, à la base de la papille utérine. L'utérus est une poche très extensible située dans la partie ventrale de l'abdomen et maintenue par différents muscles ; il débouche à l'extérieur par le vagin, situé à la base de la plaque sternale et caché par elle. Chez les femelles du sous-genre *Austenina* le fond de l'utérus porte, en position dorsale, une plaque chitinisée, ou signum, dont la forme et les dimensions sont caractéristiques de l'espèce.

Chaque ovaire comprend deux ovarioles, un ovariole interne et un ovariole externe, couverts d'une membrane commune, la gaine ovarienne, richement pourvue de trachées, qui se prolonge du côté proximal pour former les oviductes. Cette membrane est constituée d'une couche de fibres musculaires.

Chaque ovariole (deux par ovaire) est revêtu d'une membrane externe, ou gaine de l'ovariole, faite de tissu conjonctif lâche et de fibres musculaires. Les deux gaines de l'ovariole, dans chaque ovaire, sont réunies, du côté distal, par du tissu conjonctif.

La gaine de l'ovariole est doublée, du côté interne, par une membrane très fine (l'intima) qui adhère étroitement aux différentes parties constitutives de l'ovariole.

Chaque ovariole comprend (Fig. 52), d'avant en arrière : le germarium, épithélium germinatif contenant les oogonies et les cellules préfolliculaires ; le vitellarium, avec un seul follicule en voie de développement, formé de 15 cellules nourricières, d'un oocyte et de l'épithélium folliculaire ; le tube folliculaire, prolongement de la membrane (ou intima) qui recouvre le germarium et le follicule. Le tube folliculaire constitue la portion efférente de l'ovariole ; son extrémité postérieure, ou pédicelle, est quelquefois élargie et se fusionne à la paroi interne de la gaine de l'ovariole.

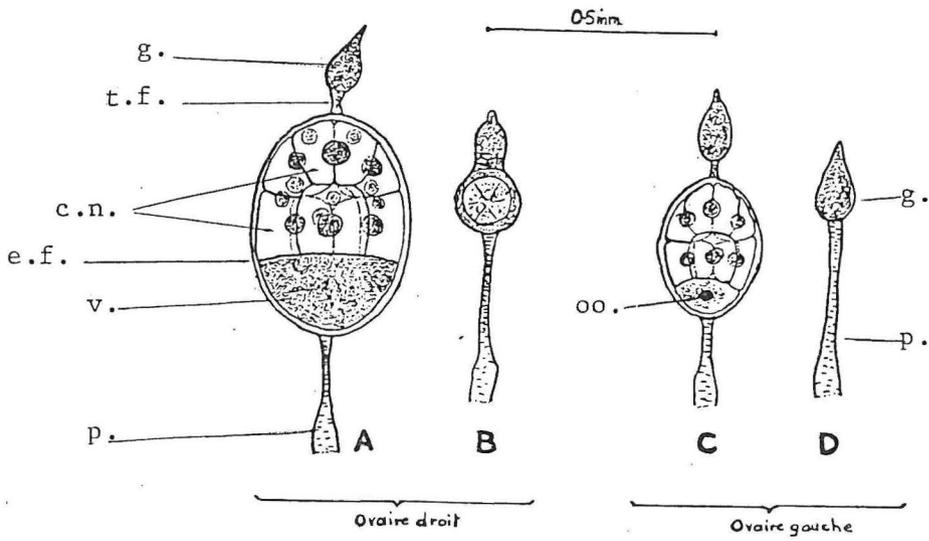


Fig. 52 - Les quatre ovarioles d'une jeune femelle de Glossine.

c.n. = cellules nutritives ; e.f. = épithélium folliculaire ; g. = germarium ; oo. = oocyte ; p. = pédicelle ; t.f. = tube folliculaire ; v. = vitellus (d'après Saunders, 1960).

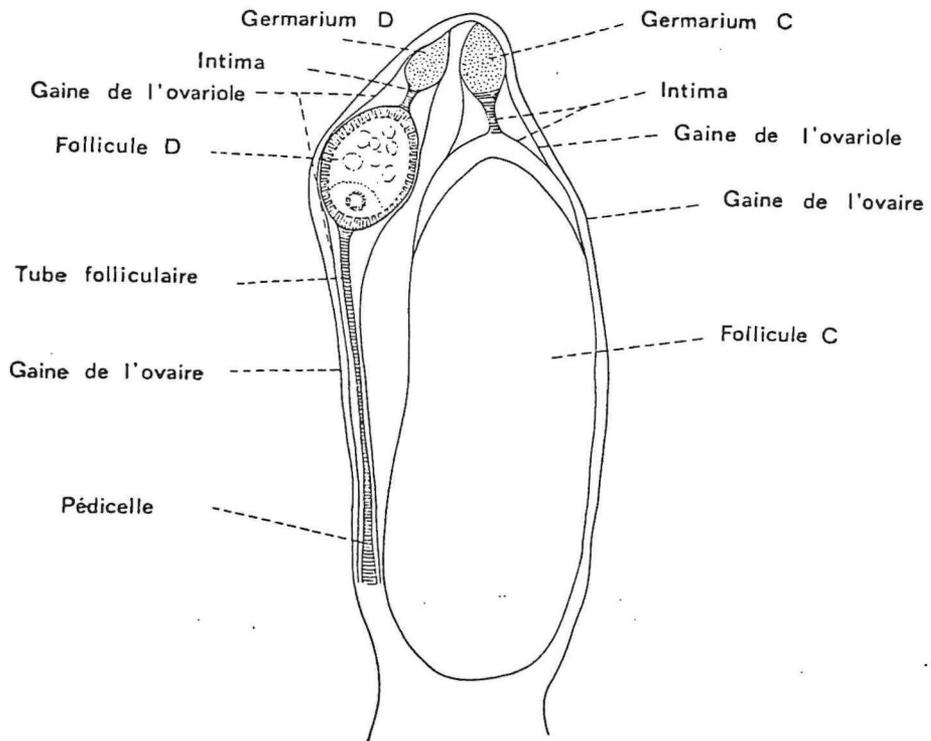


Fig. 53 - Ovaire gauche d'une femelle de *Glossina tachinoides* âgée de 20 jours (original).

Chez une femelle nouvellement éclos (Fig. 51, 52), les quatre ovarioles sont tous à des stades différents. Le plus grand follicule (A) est dans l'ovariole interne de l'ovaire droit. Le follicule suivant le plus avancé est dans l'ovariole interne de l'ovaire gauche (C). L'ovariole externe de l'ovaire droit (B) contient un follicule encore largement accolé au germarium, et l'ovariole externe de l'ovaire gauche (D) ne contient que le germarium. Il n'y a jamais plus d'un follicule par ovariole. Ce follicule augmente de taille à mesure que l'oocyte accumule des réserves nutritives (vitellus), fournies par les cellules nourricières. Au stade ultime, l'oocyte, plein de vitellus, occupe la totalité du follicule (Fig. 53), tandis que le résidu des cellules nourricières n'en occupe que le sommet. L'épithélium folliculaire forme le chorion, qui recouvre le follicule mûr, un oeuf non fécondé. Celui-ci descend alors, à travers le tube folliculaire qu'il distend, dans l'oviducte. Après l'expulsion de l'oeuf mûr dans l'utérus, on trouve à l'endroit de son développement, en-dessous du germarium, la membrane du tube folliculaire distendue et déchirée, formant un sac mince contenant les débris des cellules nourricières. Ce sac se rétracte dans les jours suivants et forme une petite dilatation ou relique folliculaire qui formera, à l'extrémité distale du follicule suivant, un petit appendice, témoin de l'ovulation précédente. Lorsque le deuxième oeuf du même ovariole est ovulé, cette dilatation est expulsée avec lui.

L'oviducte impair débouche sur la partie dorsale de l'utérus, légèrement en arrière de son extrémité antérieure. Immédiatement après la jonction de l'oviducte avec l'utérus, la face dorsale de la paroi utérine présente deux saillies coniques accolées, à travers lesquelles pénètrent les conduits des spermathèques. Le canal impair de la glande utérine débouche légèrement en arrière de ces deux saillies.

Situées en avant et entre les ovaires, les 2 spermathèques sont étroitement accolées et réunies par une enveloppe membraneuse transparente, formée d'une couche de cellules sécrétrices. Le revêtement cuticulaire interne, qui forme la "coque" de chaque spermathèque, est très chitinisé et de couleur brun clair. A chaque cellule sécrétrice de la membrane externe est associée une excroissance en massue dont la tête poreuse se trouve à l'intérieur d'une vacuole remplie de liquide. Cette tête poreuse se prolonge par un conduit extracellulaire qui traverse la coque chitineuse et s'ouvre dans la lumière de la spermathèque (Jordan, 1972). Les sécrétions des cellules de la membrane externe, passant à travers les

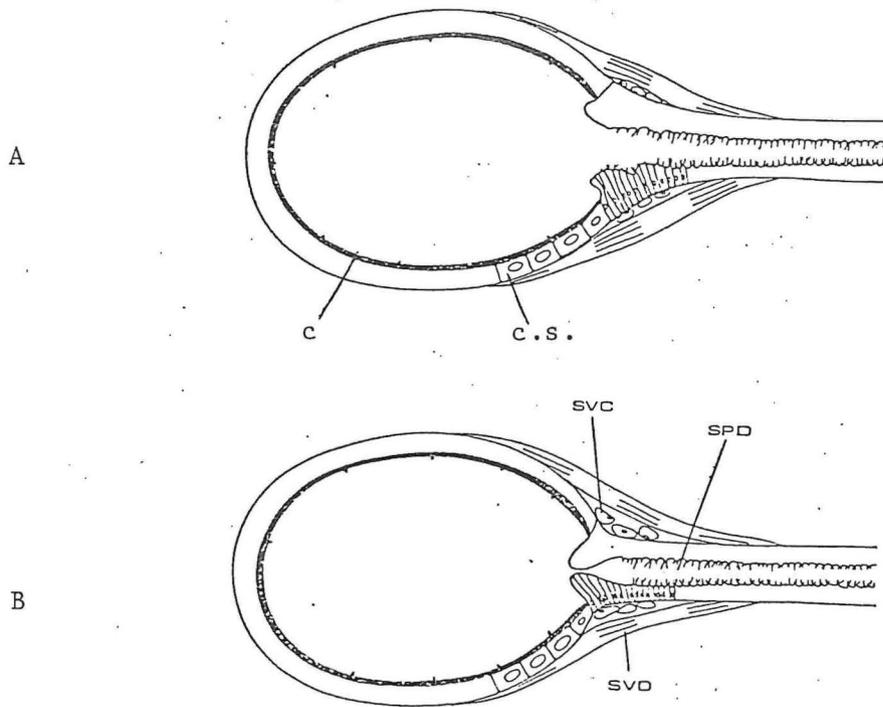


Fig. 54 - Coupe longitudinale d'une spermathèque. A = valve ouverte ;
 B = valve fermée.
 c.s. = cellules sécrétrices ; c. = coque.
 spd = canal des spermathèques ; svc. = muscle constricteur de
 la valve ; syd. = muscle dilatateur (d'après Roberts, 1973).

conduits extracellulaires, baignent les spermatozoïdes contenus dans les spermathèques. Elles constituent un milieu nutritif permettant aux spermatozoïdes de survivre pendant la durée de leur séjour dans les spermathèques.

Les spermathèques sont percées d'une ouverture donnant accès à la lumière du canal des spermathèques (Fig. 54). Cette ouverture est pourvue d'une valve formée par des cellules pyramidales, sur lesquelles agissent des muscles constricteurs et des muscles dilatateurs (Roberts, 1973), qui permettent l'ouverture ou la fermeture de la valve, régularisant ainsi la descente du sperme vers l'utérus. De chaque spermathèque part un canal qui débouche au sommet de la papille dorsale correspondante de l'utérus. Ces canaux sont formés d'un revêtement cuticulaire spiralé recouvert d'une couche cellulaire et d'une couche musculaire à fibres longitudinales, qui se doublent de fibres circulaires vers la partie distale, pour former un sphincter.

La glande utérine (Fig. 55, Fig. 56) est constituée d'un ensemble de tubes blanchâtres ramifiés, situés à la face dorsale de l'utérus. Quatre branches principales se divisent en tubes plus fins qui pénètrent dans le tissu adipeux, accompagnés de nombreux tubes trachéens. Le diamètre de ces ramifications varie en fonction de l'état de gestation de la femelle. Les quatre branches principales se réunissent par deux et débouchent dans deux canaux évacuateurs réunis en un conduit impair par une même gaine musculaire. Le canal impair aboutit à la base des saillies dorsales utérines.

La paroi des tubes glandulaires est constituée de deux couches cellulaires concentriques : des cellules sécrétrices périphériques recouvertes sur leur face apicale par des cellules épithéliales portant une intima cuticulaire. Ce sont les cellules sécrétrices qui subissent un cycle de développement ou d'involution parallèle aux cycles ovariens ou de gestation (Bonnanfant-Jais, 1974 et 1975). Le produit de sécrétion, de nature lipoprotéique, sert à nourrir la larve pendant son séjour dans l'utérus.

L'utérus est une poche très extensible située dans la partie ventrale de l'abdomen. Ses dimensions varient selon le stade de la gestation. En plein développement, il occupe la presque totalité de la cavité abdominale, refoulant vers la partie antérieure de l'abdomen les organes digestifs. A l'état de vacuité, il a une forme grossièrement ovale, et présente généralement une série d'étranglements. Il est maintenu dans la cavité abdominale par différents muscles : muscles dilatateurs antérieurs ; muscles dilatateurs obliques ; muscles dilatateurs postérieurs ; muscles dilatateurs dorsaux ; muscles rétracteurs antérieurs. La paroi de l'utérus comprend une couche externe de muscles longitudinaux, circulaires ou obliques et une couche épithéliale interne, garnie d'un mince revêtement chitineux. L'utérus contient deux formations particulières : la papille utérine et la choriothète.

- La papille utérine, (Fig. 57, Fig. 58, Fig. 59), projection, dans la cavité de l'utérus, de la paroi dorsale de ce dernier, en forme de lame triangulaire, présente une large base pariétale et un sommet libre, tronqué, dirigé vers l'avant (Pinhao, 1970 ; Roberts, 1972), dont la face supérieure est profondément plissée.

L'oviducte commun débouche, sur la partie antéro-dorsale de l'utérus (dôme de l'utérus Fig. 57), en avant de la base de la papille, dont le bord antérieur forme la lèvre postérieure de l'ouverture de l'oviducte. La partie libre de la papille, dirigée vers l'avant, ferme ainsi l'ouverture de l'oviducte. Cette partie libre de la papille renferme la portion terminale des canaux des spermathèques et des glandes utérines.

Les canaux des spermathèques qui pénètrent séparément dans la paroi de l'utérus, juste en arrière de l'ouverture de l'oviducte commun, se dirigent d'abord vers l'arrière en traversant toute la base de la papille. Ils s'infléchissent ensuite brusquement vers l'avant de la papille à travers un fourreau chitinisé épais et bulbeux à sa base. Les deux fourreaux fusionnent juste avant d'atteindre le sommet de la papille ; leur ouverture commune, rigide, a la forme d'une fente transversale.

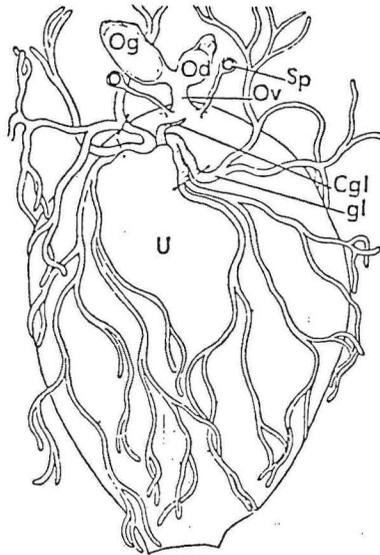


Fig. 55 - Glande utérine d'une femelle de Glossine

Cgl = canal de la glande

gl = glande

Od = ovaire droit

Og = ovaire gauche

Sp = spermathèque

U = utérus

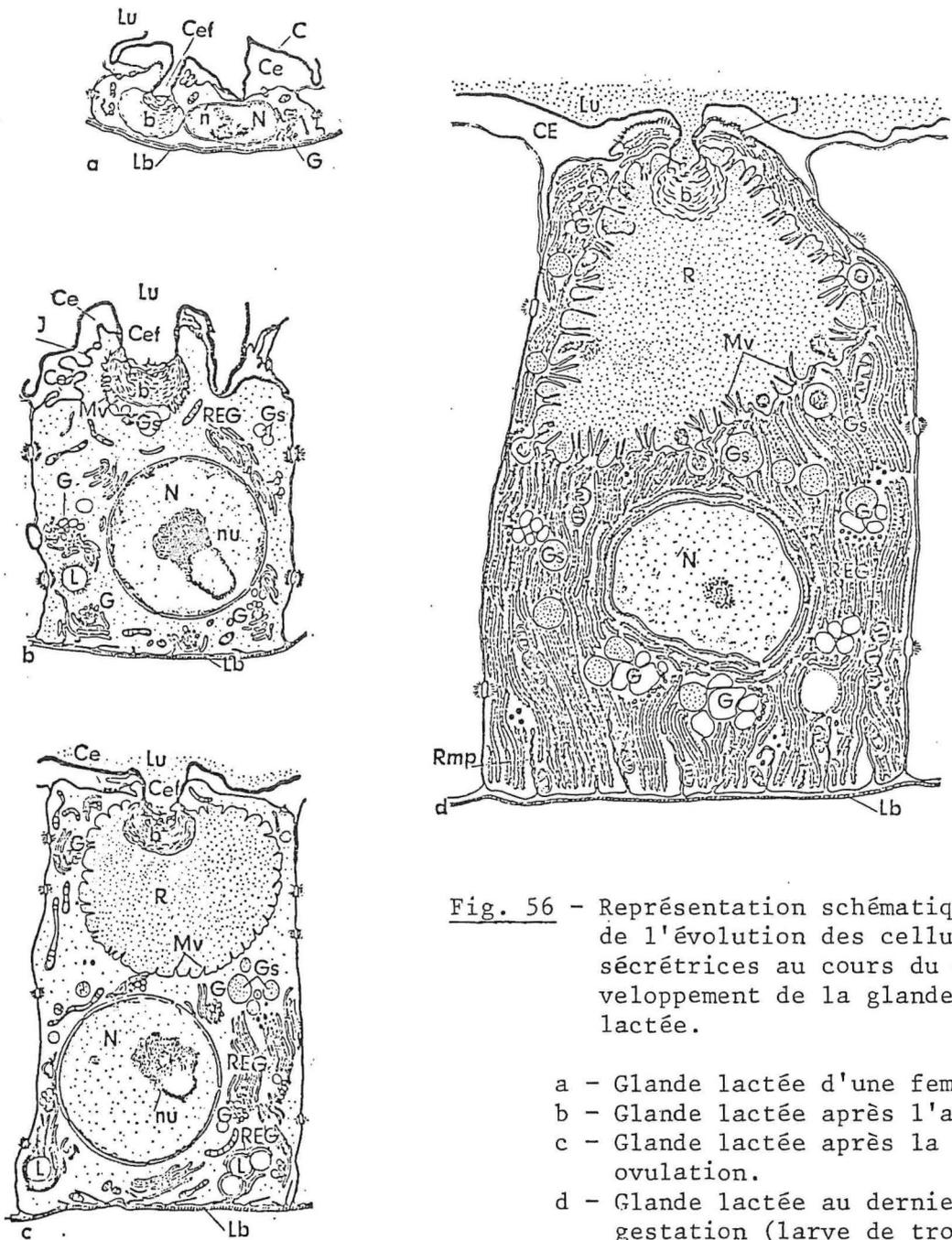


Fig. 56 - Représentation schématique de l'évolution des cellules sécrétrices au cours du développement de la glande lactée.

- a - Glande lactée d'une femelle vierge.
- b - Glande lactée après l'accouplement.
- c - Glande lactée après la première ovulation.
- d - Glande lactée au dernier stade de gestation (larve de troisième stade dans l'utérus maternel).

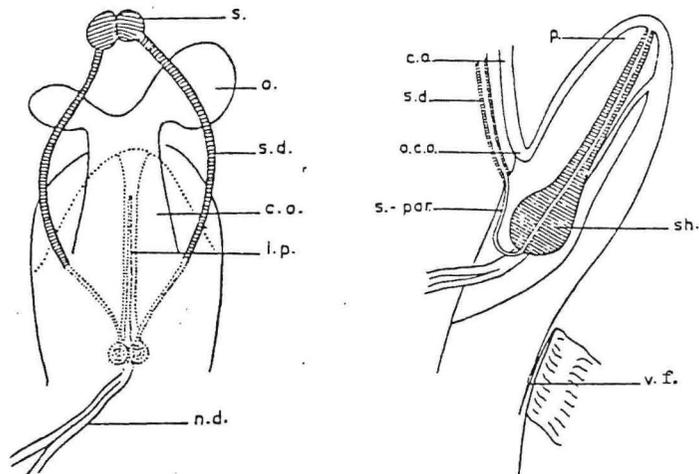


Fig. 57 - Dôme de l'utérus (vue dorsale et section longitudinale antéro-postérieure),
 c.o. = oviducte commun ; i.p. = trajet intrapapillaire du canal
 o.c.o. = ouverture de l'oviducte commun ;
 p. = papille ; s. = spermathèques ; s.d. = canal des spermathèques, portion libre ; sh. = enveloppe chitineuse du canal des spermathèques ; v.f. = repli ventral de la paroi utérine (d'après Pinhao, 1970).

Les canaux des glandes utérines entrent dans la zone postérieure de la base de la papille et fusionnent pour former un canal commun qui traverse la papille d'arrière en avant pour déboucher, au sommet de la papille, en arrière de l'ouverture des canaux des spermathèques.

- La choriothète (Fig. 58), invagination en forme de langue de la paroi antéroventrale de l'utérus, est attachée largement au plancher de l'utérus par sa partie antérieure et ses bords latéraux. Son extrémité postérieure se projette librement en arrière, dans la cavité de l'utérus. Cet organe, très développé au début de la gestation, est formé d'une couche de cellules épithéliales sécrétrices ; c'est essentiellement un organe de support de l'embryon et de la larve au 1er stade. Le volume de la choriothète diminue après le premier stade larvaire, et ne recommence à s'accroître qu'après l'expulsion de la larve au 3ème stade.

Au cours des stades II et III, la larve est soutenue, dans l'utérus, par des crêtes radiales utérines, sortes de replis proéminents, transversaux, de la paroi interne de l'utérus. Il y a quatre crêtes utérines, qui apparaissent après la première mue larvaire, et s'adaptent étroitement aux sillons intersegmentaires de la larve. La crête antérieure est continue tout autour de la paroi de l'utérus tandis que les trois autres sont interrompues dorsalement et ventralement ; la 4ème se trouve en avant des lobes pल्पneustiques de la larve. La 1ère crête, qui enserre étroitement le corps de la larve entre ses 3ème et 4ème segments, empêche les sécrétions de la glande utérine de se répandre dans toute la cavité de l'utérus (Roberts, 1972).

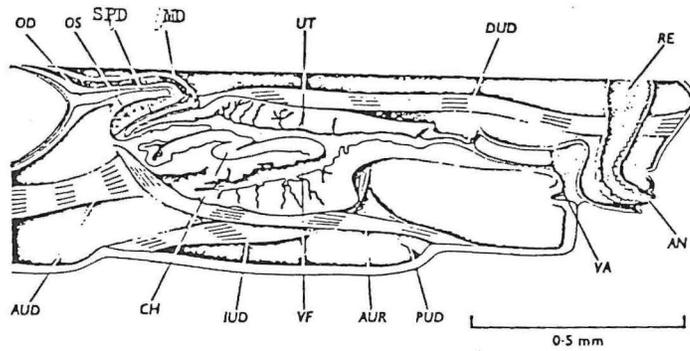


Fig. 58 - Utérus de *Glossina* avant l'ovulation (section médiane longitudinale).
 An, anus; AUD, muscle dilatateur antérieur ;
 AUR, muscle rétracteur antérieur ; CH, chorio-
 thète ; DUD, muscle dilatateur dorsal ; IUD,
 muscle dilatateur oblique ; MD, canal de la
 glande utérine ; OD, oviducte ; OS, papille
 utérine ; PUD, muscle dilatateur postérieur ;
 RE, rectum ; SPD, canal des spermathèques ; UT,
 utérus ; VA, vagin ; VF, repli ventral de l'utérus.
 (d'après Roberts, 1972).

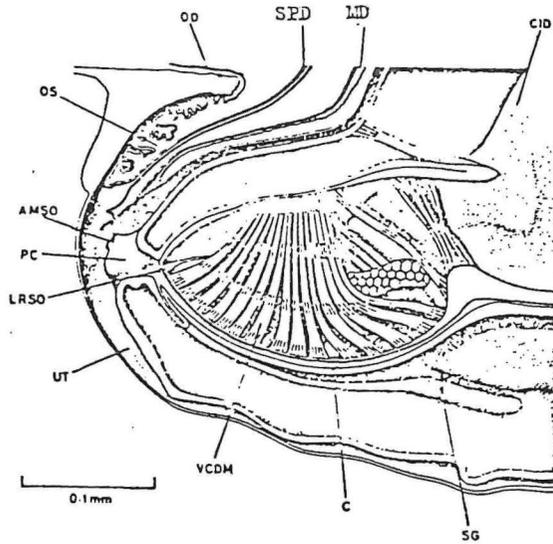


Fig. 59 - Coupe sagittale à travers l'extrémité antérieure de l'utérus et le céphalopharynx de la larve au 2ème stade : AMSO, organe sensoriel antenno-maxillaire ; C, cibarium ; CID, disque imaginal céphalique ; LR SO, organe sensitif labial ; MD, canal de la glande utérine ; OD, oviducte ; OS, papille utérine ; PC, cavité pré-orale ; SG, glande salivaire ; SPD, canal des spermathèques ; UT, utérus ; VCDM, muscle dilatateur vertical du cibarium, (d'après Roberts, 1971).

Chapitre VI

Biologie et Physiologie

Dans ce chapitre, nous ne considérerons que les éléments de biologie et de physiologie les plus importants pour la compréhension du comportement des glossines dans leur milieu naturel. (Consulter également les publications de LANGLEY (1977), TOBE et LANGLEY (1978), CHALLIER (1982), qui font une bonne synthèse de nos connaissances sur la physiologie des Glossines).

Ces éléments sont :

- 1 - La nutrition, le métabolisme, le choix des hôtes ;
- 2 - La reproduction ;
- 3 - Les stades pré-imaginaux (larve et puppe)

1 - La nutrition

La nutrition et le métabolisme sont deux éléments qui jouent un rôle important dans le comportement des glossines. De l'état des réserves énergétiques dépendent en effet : l'activité et la puissance de vol, qui conditionnent la dispersion dans l'habitat ; le déroulement des cycles ovaro-utérins chez la femelle adulte ; le développement de la larve in utero.

Chez les glossines, les deux sexes sont hématoiphages. Les mâles prennent généralement des repas moins importants que les femelles ; l'intervalle entre les repas, chez le mâle, varie en fonction de l'espèce, des conditions climatiques locales, de l'activité sexuelle et de la présence d'hôtes disponibles. Les intervalles entre deux repas sont en moyenne de 3 à 5 jours.

La femelle prend ses repas plus irrégulièrement, mais les quantités de sang absorbées varient en fonction de son état de gestation. La durée moyenne d'un cycle de gestation est de 10 jours. En général, les quantités de sang absorbées à la fin du cycle de gestation sont nettement moins importantes que pendant les autres jours. Ainsi, *G. austeni* (TOBE et DAVEY, 1972) absorbe en moyenne 50 à 60 mg de sang les deux premiers jours qui suivent la ponte d'une larve ; elle prendra encore un ou deux autres repas vers les 4-5e et 7-8e

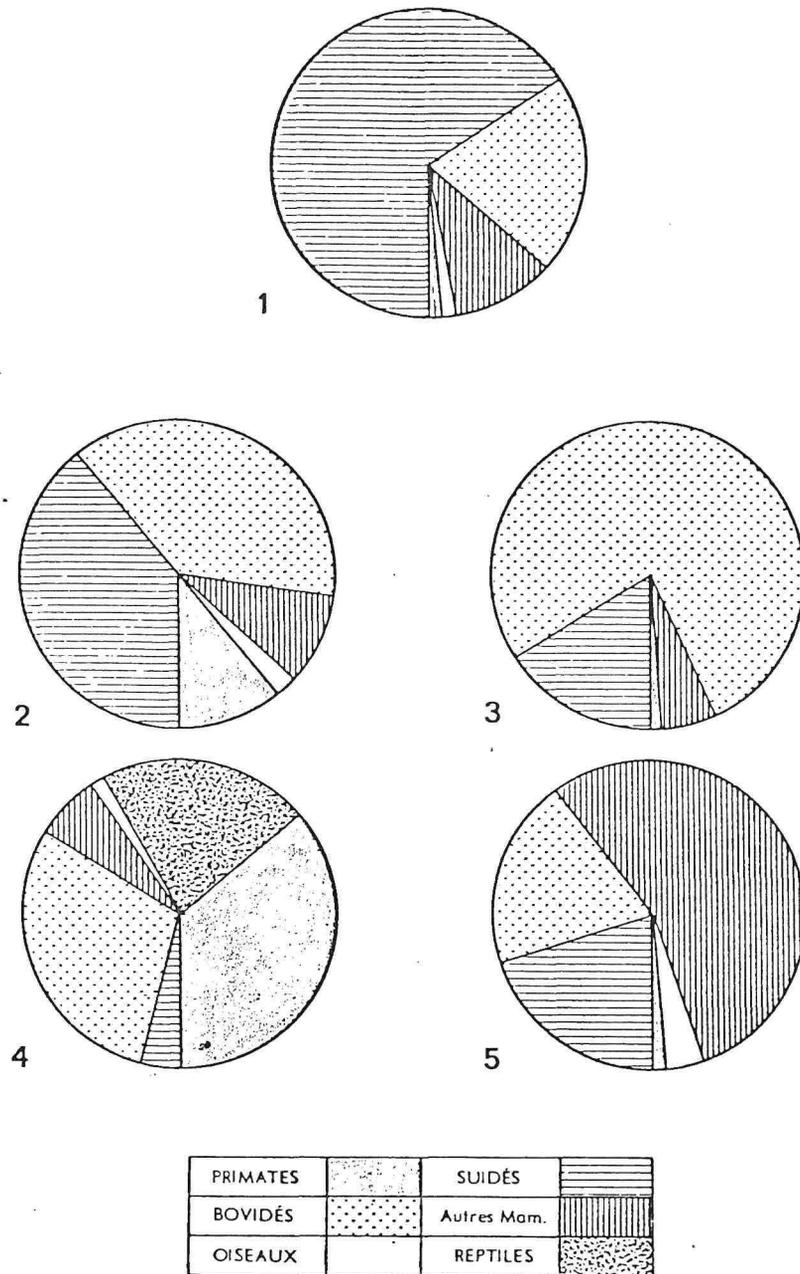


FIG. 60 : Classement de quelques espèces de glossines, en fonction de leurs préférences alimentaires (d'après WEITZ, 1964)

Groupe 1 = *G. tabaniformis*, *G. fuscipleuris*, *G. austeni*, *G. swynnertoni*.

Groupe 2 = *G.m. morsitans*, *G.m. centralis*, *G.m. submorsitans*.

Groupe 3 = *G. fusca*, *G. longipalpis*, *G. pallidipes*.

Groupe 4 = *G. palpalis*, *G. fuscipes*, *G. tachinoides*.

Groupe 5 = *G. longipennis*, *G. brevipalpis*.

jours du cycle, plus petits que les précédants. Le 10^e jour (jour de ponte de la larve) la femelle ne se nourrit pas ou n'absorbe qu'une très faible quantité de sang.

Quelque soit le sexe, une mouche qui vient d'éclore ne prend pas de repas. Le premier repas n'est généralement pris qu'entre 12 et 24 heures après l'éclosion. Ce premier repas est toujours plus petit que les suivants.

Les habitudes alimentaires des glossines sont, en général, assez spécifiques ; bien qu'elles puissent varier en fonction de la disponibilité des hôtes en un lieu donné et des conditions climatiques locales, on a pu, par l'analyse de nombreux repas de sang obtenus à partir de mouches capturées sur le terrain, classer les espèces en 5 grands groupes suivant les hôtes les plus fréquemment utilisés (Weitz, 1964), fig. 60.

Les espèces vivants près des cours d'eau, au bord des lacs ou des bas-fonds (*G. palpalis* s.l., *G. fuscipes* s.l., *G. tachinoides*) se nourrissent en proportions à peu près égales sur les reptiles (10 à 50 p. 100 des repas), sur les bovidés (20 à 40 p. 100) et les primates, dont l'homme (20 à 45 p. 100), beaucoup plus rarement sur les autres mammifères et les oiseaux. Ce sont en fait des espèces opportunistes, qui adoptent l'hôte présent localement. Certaines populations vivant dans des gîtes atypiques peuvent ainsi prendre exclusivement leurs repas sur un hôte considéré ailleurs comme inhabituel (le porc, le chien, par exemple).

Les espèces de savanes (*G. m. morsitans*, *G.m. centralis*, *G.m. submorsitans*) se nourrissent en proportions égales sur les bovidés et les suidés. Les autres mammifères, y compris les primates, ne représentent que 15 à 20 p. 100 des repas. Les oiseaux sont des hôtes exceptionnels et les reptiles ne semblent jamais attaqués.

Les espèces forestières (*G. tabaniformis*, *G. fuscipleuris*, *G. fusca*, *G. longipalpis*) se nourrissent préférentiellement soit sur ruminants, bovidés essentiellement, (75 à 90 p. 100 des repas pour *G. fusca*, *G. longipalpis*, *G. pallidipes*), soit sur suidés (65 à 70 p. 100 des repas pour *G. fuscipleuris*, *G. tabaniformis*, *G. swynnertoni*, *G. austeni*).

Un groupe particulier est constitué par deux espèces d'Afrique orientale, *G. longipennis* et *G. brevipalpis*, dont l'éléphant, le rhinocéros, l'hippopotame et le buffle représentent plus de 70 p. 100 des repas, *G. longipennis* se nourrit en outre sur l'autruche (7 p. 100 des repas).

Dans l'ensemble, cette classification est valable, mais il existe des variations locales qui sont fonction des espèces animales présentes dans la région considérée.

Les glossines sont capables de reconnaître leurs hôtes à la vue et à l'odorat. D'autres facteurs interviennent également, tels que la température du corps de l'hôte, l'intensité lumineuse.

1.1. Mécanisme de la piqûre et de l'aspiration du sang

Après s'être posée sur son hôte, la glossine abaisse son proboscis pour l'amener en position verticale alors que les palpes maxillaires demeurent horizontaux et dirigés vers l'avant. Une mouche très affamée enfonce rapidement sa trompe jusqu'au bulbe, mais bien souvent elle l'enfonce et le retire plusieurs fois pour trouver un point de piqûre adéquat ; elle se promène à la surface de la peau pour la sonder. Ces mouvements peuvent durer quelques secondes ou plusieurs minutes.

L'enfoncement de la trompe provoque un basculement, vers l'avant et le bas, du corps de la glossine qui prend alors une position oblique sur la peau. La peau est percée grâce aux mouvements alternatifs et rapides des labelles dont les râpes et les dents prestomales lèsent les tissus sous-cutanés. Le sang libéré des vaisseaux capillaires diffuse en provoquant une hémorragie sous-cutanée.

Dès que la mouche commence à sonder la peau de son hôte, la salive s'écoule à l'extrémité de l'hypopharynx. L'émission de salive se poursuit pendant tout le repas, mais elle est intermittente. La première goutte émise est la plus grosse. Même si la mouche ne parvient pas à se gorger, la grosse goutte de salive émise dès le début du sondage suffit à transmettre un grand nombre de trypanosomes (A. Youdeowi, 1975).

La salive injectée dans la blessure empêche le sang de coaguler et permet ainsi à la mouche de se gorger rapidement en évitant l'obstruction de son canal alimentaire par un caillot de sang.

Pendant la piqûre, les labelles restent probablement dans leur position éversée pour que le sang puisse passer par le prestomum. Le sang est aspiré dans la pompe cibariale grâce à la dépression produite par la contraction du muscle dilatateur qui tire en avant la paroi membraneuse de l'organe. Pendant ce temps, le sphincter oesophagien situé à la sortie de la pompe cibariale est fermé pour éviter la régurgitation du sang de l'oesophage. Durant la phase de relaxation du muscle dilatateur, la paroi membraneuse de la pompe, par élasticité, se contracte et exerce ainsi une pression sur le sang qui passe dans l'oesophage par le sphincter qui s'est relâché. Les mouvements de dilatation et de contraction de la pompe sont rythmiques si bien que le sang s'écoule par pulsations.

Lorsqu'elle est suffisamment gorgée, la glossine retire sa trompe en reprenant une position parallèle à la peau. La trompe est ensuite rabattue entre les palpes maxillaires. Les lobes labellaires pressés l'un contre l'autre et contre la membrane labiale, ferment le canal alimentaire pour empêcher les pertes d'eau par évaporation. Le canal alimentaire présente ainsi un milieu humide favorable à la survie des trypanosomes.

La piqûre peut être rapide. Une glossine peut, en 25 secondes, aspirer une quantité de sang équivalente à son propre poids à jeun.

1.2. Transit du sang dans le jabot et l'intestin moyen

Chez la glossine à jeun, le jabot est gonflé d'air ; quand il se remplit de sang, la bulle d'air se contracte.

Durant la période initiale du repas, le sang passe d'abord dans l'intestin moyen puis dans le jabot. L'abdomen se gonfle d'abord très lentement et ensuite rapidement lorsque se remplit le jabot, avant que l'intestin moyen soit complètement distendu. La quantité de sang contenue dans le jabot représente en moyenne 66% de la quantité totale de sang ingéré au cours d'un repas. Plus la mouche est affamée, plus le poids de sang absorbé est élevé. Une mouche (*G. brevipalpis*) très affamée peut ainsi absorber jusqu'à 155 mg de sang en un seul re-

pas (Moloo et Katuza, 1970). *G. tachinoides* absorbe en moyenne 7,40 mg (mâles) et 12 mg (femelles) de sang, tandis que *G. morsitans* prend 37,3 mg (mâles) et 62,3 mg (femelles) et *G. pallidipes* 53,9 mg (mâles) et 76,0 mg (femelles). Chez la mouche à son premier repas, la membrane péritrophique, qui n'a pas atteint son complet développement, forme un sac clos dans l'intestin moyen, qui limite le volume du repas (Laveissière, 1975).

5 à 10 minutes après la fin du repas, le jabot commence à se vider. Le canal du jabot, contractile et capable de distension considérable, est animé de pulsations vigoureuses qui poussent le sang, dans un mouvement de va et vient, dans la portion proventriculaire de l'oesophage. A intervalles fréquents, le sphincter proventriculaire se relâche et une contraction simultanée de l'oesophage pousse le sang dans l'intestin moyen avec une grande rapidité. Les ondes péristaltiques continues du segment antérieur de l'intestin moyen compriment le sang vers l'arrière. De temps à autre, le sphincter oesophagien postérieur reste contracté et empêche le mouvement du sang vers l'avant tandis que le passage de ce dernier dans l'intestin moyen est maintenu et assuré par l'activité du canal du jabot. Quelquefois, le sphincter du canal du jabot demeure contracté, l'opération de vidage est alors suspendue.

Le jabot se vide ainsi en 5 à 30 minutes, suivant la température. A mesure qu'il se vide, la bulle d'air qu'il renferme augment de volume.

1.3. Digestion du repas de sang (Fig. 61)

Chez la mouche qui vient de se nourrir, le sang du jabot est rouge brillant tandis que celui de la première partie de l'intestin moyen est de la couleur du sang veineux.

La membrane péritrophique est perméable dans les deux sens ; le sang venant du jabot et contenu dans l'espace endopéritrophique noircit sous l'effet de la digestion par les enzymes protéolytiques secrétées par les cellules intestinales et ayant traversé la membrane. Dans l'espace ectopéritrophique se trouvent des masses irrégulières d'hématine qui représentent l'hémoglobine digérée.

La membrane péritrophique jouerait aussi un rôle mécanique en retenant les constituants solides du sang, tandis que la majeure partie de l'eau est absorbée par l'épithélium intestinal. L'absorption d'eau est achevée 3 heures après le repas.

Le segment antérieur de l'intestin moyen est très distendu après un repas ; l'absorption commence très tôt alors que le sang devient granuleux. Le sang passe ensuite dans le segment médian qui n'est jamais très distendu ; il devient alors visqueux puis semi-solide dans la partie postérieure du segment médian. La surface de la masse sanguine devient brun sombre sous l'action des enzymes protéolytiques et il y a libération d'hématine. L'absorption des produits de digestion se produit au niveau du segment postérieur de l'intestin moyen.

La production d'enzymes protéolytiques est sous le contrôle du système neuro-endocrinien par l'intermédiaire du système sympathique stomatogastrique (LANGLEY, 1965). L'ingestion du repas de sang, en provoquant la distension du jabot, stimule des récepteurs sympathiques qui déclenchent la sécrétion d'une quantité appropriée d'hormone ; cette hormone agit sur les cellules du segment moyen de l'intestin. La production des enzymes est ajustée au volume de sang ingéré.

Les cellules sécrétrices du segment antérieur de l'intestin moyen produisent un peu de tryptase et peut-être de la lipase. Le segment moyen sécrète beaucoup de tryptase, de la peptidase, un peu d'amylase et peut-être de la lipase ; le segment postérieur, un peu de tryptase et peut-être de la lipase.

La sécrétion des enzymes protéolytiques croît rapidement pendant les douze heures qui suivent le repas et demeure forte pendant les douze heures suivantes ; elle décroît ensuite progressivement jusqu'au niveau observé chez les mouches non nourries. Le taux de digestion est sous le contrôle étroit du taux de formation des enzymes protéolytiques (Langley, 1967).

1.4. Utilisation des produits de la digestion

Le sang entier des vertébrés renferme environ 19% de protéines. Les acides aminés sont les principaux constitutants des produits de la digestion alors que les hydrates de carbone, les lipides et les autres molécules organiques ne représentent qu'une très faible proportion.

Le destin des acides aminés après leur absorption au niveau du dernier segment de l'intestin moyen est variable en fonction de l'âge et du sexe de la

glossine.

Chez les mouches venant d'éclore les produits de la digestion du premier ou des deux premiers repas sont utilisés dans la synthèse des protéines des muscles thoraciques, dont la composition en acides aminés est proche de celle du sang des vertébrés (Bursell, 1965).

Chez les mouches plus âgées, les mâles synthétisent peu de protéines tandis que les femelles gravides en ont un grand besoin pour produire la sécrétion des glandes utérines (Moloo, 1976). La proportion d'acides aminés entrant dans la composition de cette sécrétion est différente de celle du sang : la tyrosine, la proline et l'acide glutamique sont plus abondants dans la sécrétion utérine que dans le sang alors que c'est l'inverse pour l'histidine (Cmelik, Bursell et Slack ; 1969).

La proline et le glutamate interviennent dans les réactions productrices d'énergie et la synthèse des triglycérides pour le stockage dans le corps adipeux. L'arginine et l'histidine constituent une forte proportion des excréments. Une partie importante du carbone des acides aminés est incorporée à l'acide urique (Bursell et al., 1974).

1.5. Excrétion des produits de déchet du métabolisme

Les produits de déchet du métabolisme sont évacués par l'anus sous forme d'une pâte semi-fluide de couleur sombre :

- une petite proportion représente les restes non digérés du repas de sang ;
- la plus grande partie est constituée des produits excrétés au sens strict du terme, c'est-à-dire qui ont subi des transformations métaboliques au cours d'un processus comprenant l'absorption dans l'intestin moyen ainsi que le passage dans l'hémolymphe et les tubes de Malpighi.

L'acide urique est, comme chez la plupart des autres insectes, le principal produit de déchet (71,6%), mais le lieu et les modalités de sa synthèse ne sont pas encore connus. Il se trouve sous forme soluble dans les tubes de Malpighi, puis se précipite quand il passe dans l'intestin postérieur qui est un milieu acide (pH = 6,0).

L'arginine et l'histidine représentent une forte proportion du poids sec des excréments (6,9 et 11,8% respectivement). L'hématine, produit de la dégradation de l'hémoglobine est en plus faible proportion (5,9%) ; elle n'a pas été trouvée dans l'hémolymphe. Il existe en outre un pigment jaunâtre fluorescent dont l'origine et la nature sont inconnus.

Ces composés représentent 85% du poids sec du sang ; les 15% restant sont constitués de matières inorganiques ainsi que d'autres produits (urée, ammoniaque et acides aminés divers).

L'intestin d'une mouche nouvellement éclosée contient du méconium, produit qui résulte du métabolisme de la mouche à l'intérieur du puparium.

1.6. Excrétion primaire

Lorsqu'une mouche tsé-tsé vient d'absorber un repas de sang, parfois supérieur à son propre poids, elle élimine très rapidement l'excès d'eau ingérée, afin de diminuer le volume de ce repas. C'est ce qu'on appelle l'excrétion primaire, qui commence avant même que la glossine ait terminé son repas, et se traduit par l'apparition d'une grosse goutte de liquide clair à l'orifice anal.

La quantité de liquide excrété est en étroite relation avec la quantité de sang ingéré ainsi qu'avec la teneur en eau du repas de sang ; mais elle dépend aussi de l'état d'hydratation de la mouche avant la prise de repas ; une mouche qui a vécu, avant son repas, en milieu sec, garde la partie de l'eau nécessaire à la réhydratation de ses tissus.

La quantité d'eau retirée du sang représente environ 45% de la quantité initiale d'eau du repas de sang. Ainsi l'excrétion réduit la concentration en eau du sang de 79% à 50%, mais cette proportion n'est pas constante car, lorsque le repas est partiel, l'excrétion est moindre (70% d'eau après l'excrétion).

Une mouche comme *G. morsitans* peut perdre en un quart d'heure le quart de son repas et les deux tiers en 24 heures (Jackson, 1937). Pour *G. tachinoides*, maintenue à 30° C et 44% d'humidité relative, la perte de poids individuelle en une heure peut varier de 3 à 22% du poids initial.

2. La reproduction

2.1. Formation de l'appareil génital mâle

L'anatomie de l'appareil génital mâle chez l'adulte a été décrit au chapitre V. La formation de cet appareil et le déroulement de la spermatogénèse, qui se termine lorsque le stock de spermatozoïdes mûrs est constitué, se déroulent en totalité pendant la période pupale (ITARD, 1970).

Lorsque la larve est pondue, à la fin du 3e stade, elle possède déjà des testicules, dont la formation a débuté dès le stade embryonnaire. Elle ne possède par contre aucun gonoducte, pas plus que des glandes annexes ou un appareil copulateur, tous ces organes n'étant que potentiellement présents dans le disque génital.

Le testicule ne contient que des cellules germinales, dérivées des cellules polaires de l'embryon.

Ce n'est qu'à partir de la fin du 4e stade larvaire, qui a une durée de 4 à 5 jours, et se déroule à l'intérieur du puparium, que l'appareil génital commence à s'organiser. Les spermatogonies se sont multipliées et vont donner vers le 6e ou 7e jour les spermatocytes de premier ordre. La méiose se produit entre les 6e et 9e jours, et les spermatides jeunes apparaissent dès le 11e jour. Pendant cette période, les testicules se sont allongés et commencent à s'enrouler, tandis que les canaux déférents, les glandes annexes et l'appareil phallique se différencient à partir du disque génital.

Dans les jours suivants, pendant que l'imago s'organise peu à peu, les organes génitaux acquièrent leurs formes et leurs dimensions définitives, tandis que la spermiogénèse transforme les jeunes spermatides en spermatozoïdes. Ceux-ci sont tous formés vers le 20e jour, alors que l'imago n'a pas encore totalement achevé sa métamorphose.

Lorsque le mâle adulte éclôt, vers le 30e jour, la spermatogénèse est totalement achevée. Le testicule ne contient que des spermatozoïdes mûrs, et sera incapable, au cours de la vie imaginale, de renouveler le stock de gamètes acquis au cours de la période nymphale.

Bien que son stock de spermatozoïdes soit totalement constitué à l'éclosion, le mâle n'effectue généralement pas d'accouplements pendant les premières heures de sa vie adulte, vraisemblablement parce que ses téguments sont encore trop peu chitinisés, que sa musculature n'a pas atteint son plein développement, et que les glandes annexes n'entrent en activité qu'après la prise d'un repas de sang.

2.2. *Physiologie de l'appareil génital femelle*

L'anatomie de l'appareil génital femelle a été décrite au chapitre V. Rappelons que chaque ovariole comprend le germarium qui renferme les oogonies et le tissu préfolliculaire ; le vitellarium, partie du tube folliculaire qui se dilate sous l'effet de la croissance du follicule (vitellogénèse) ; le pédicelle, partie terminale du tube folliculaire.

2.2.1. Formation des follicules

Le développement des oocytes a été étudié par Saunders (1961). Chez la puppe femelle âgée de 8 jours, les ovaires contiennent chacun 2 ovarioles uniquement composés du germarium et du tube folliculaire. Vers le 12^e jour, les premiers signes de la descente du premier oocyte entouré de son follicule apparaissent dans le germarium. Le follicule de l'ovariole interne de l'ovaire droit descend un peu avant celui de l'ovariole interne de l'ovaire gauche. La différence de taille s'accroît par la suite. Juste avant l'éclosion, le second follicule de l'ovaire droit descend à son tour alors que le second de l'ovaire gauche ne le fait que vers le 4^e jour après l'éclosion.

Le vitellus commence à se déposer autour du noyau de l'oocyte du follicule interne de l'ovaire droit sept jours environ avant l'éclosion (puppe âgée de 21 jours environ) ; le premier follicule atteint alors 0,20 à 0,22 mm ; cette taille est atteinte le 24^e jour (4 jours avant l'éclosion), par le 2^e follicule. A l'éclosion, le premier follicule est occupé aux 2/3 par un oocyte rempli de vitellus.

Chez les glossines, la différence de taille entre les follicules est la conséquence du fonctionnement cyclique des ovarioles, qui s'effectue toujours dans le même ordre, en commençant par l'interne de l'ovaire droit.

Le germarium de chaque ovariole forme périodiquement un follicule composé d'une oogonie dont le noyau subit quatre divisions synchrones pour produire un cyste de 16 noyaux fils semblables contenus dans un cytoplasme syncytial entouré par le tissu préfolliculaire. Des membranes cytoplasmiques isolent ensuite ces noyaux pour former 16 cellules ; le follicule ainsi formé est poussé dans le vitellarium par la multiplication et la croissance des oogonies du germarium situées au-dessus de lui.

Au début de la vitellogénèse, la croissance des 16 cellules filles est identique, mais bientôt la cellule postérieure (oocyte proprement dit ou cellule-oeuf) croît beaucoup plus rapidement que les autres ; son noyau grossit et son cytoplasme devient basophile. Les quinze autres cellules se différencient en cellules nourricières (ou trophocytes) à cytoplasme granulaire et à gros noyau arrondi. Les cellules nourricières proches de l'oocyte sont plus grosses que les autres.

L'étude cytologique du follicule montre que le cytoplasme d'une cellule est en communication avec celui des cellules voisines par des fusomes qui traversent les membranes cellulaires et par lesquels s'effectuent les échanges nutritifs.

Il se développe dans la région de l'oocyte proche de l'assise folliculaire des globules protéiniques qui fusionnent vers le centre de la cellule pour produire des sphérules de vitellus.

Il apparaît plus tard, dans la partie postérieure de l'oocyte, un disque étroit de RNA qui doit correspondre au point de formation de l'embryon.

Au cours de la vitellogénèse, l'oocyte croît en repoussant vers le pôle antérieur du follicule les cellules nourricières dont les noyaux deviennent ovoïdes ou de forme irrégulière. En même temps, l'assise folliculaire croît et migre de telle sorte qu'elle isole progressivement l'oocyte des cellules nourricières. Quand le dépôt de vitellus est achevé, le chorion est formé par les cellules folliculaires. Les cellules nourricières alors, se rétrécissent et dégèrent.

En résumé, le développement des oocytes comprend quatre stades :

1 - Division de l'oogonie du germarium en 16 cellules qui s'entourent de tissu préfolliculaire ;

2 - Différenciation cytologique des 16 cellules filles en 15 cellules nourricières et un oocyte ;

3 - Vitellogénèse ;

4 - Dégénérescence des cellules nourricières et formation du chorion par l'assise folliculaire.

La croissance des oocytes est sous l'influence du repas de sang, mais elle n'est pas suspendue si les réserves de graisse sont épuisées par inanition ; la vitesse de développement est alors simplement ralentie.

2.2.2. Ovulation

Lorsque la vitellogénèse est achevée, le tube folliculaire, distendu, se rompt et libère le follicule mûr. Les cellules nourricières, repoussées au pôle antérieur du follicule, dégèrent pour donner un reliquat jaunâtre n'ayant aucune activité sécrétrice. Le follicule mûr descend ensuite, à travers l'oviducte pair puis l'oviducte impair, dans l'utérus.

La première ovulation a lieu en moyenne entre le 8e et le 10e jour de la vie imaginale, suivant l'espèce et les conditions de température. Les ovulations suivantes ont lieu en moyenne tous les 10 jours, dans les premières heures qui suivent la ponte de la larve précédente.

L'ovulation pourrait être sous contrôle neuro-endocrinien, et serait déclenchée par des facteurs mécaniques au moment de la copulation. On a en effet constaté que le pourcentage d'ovulation augmente avec la durée de la copulation ; des accouplements inter-spécifiques peuvent également provoquer l'ovulation.

2.3. L'accouplement

L'accouplement se produit, le plus fréquemment, en captivité, à l'âge de 2 à 3 jours pour les femelles adultes et à partir du 7e - 8e jour pour les mâles. Mais certains individus peuvent s'accoupler dès les premières heures suivant l'éclosion.

Les mâles peuvent effectuer jusqu'à 12 à 15 accouplements si ceux-ci sont espacés, mais le pouvoir inséminant diminue à partir du 6e - 7e accouplement.

Chez la femelle, une seule insémination peut être suffisante pour lui permettre de produire des larves pendant plusieurs mois. Cependant, les femelles jeunes (moins de 10 jours), peuvent s'accoupler plusieurs fois et les spermathèques se remplir progressivement. Mais après la première ovulation, il y a impossibilité mécanique pour le sperme, lors d'un nouvel accouplement, d'atteindre les spermathèques.

Au-delà du 10e jour, la proportion des femelles acceptant plus d'1 accouplement n'est que de 0,7% environ.

Les modalités de l'accouplement ne présentent pas de particularités notables. L'accouplement n'a lieu que très exceptionnellement en vol. La femelle, tous les tarses en appui sur un support, écarte largement les ailes. Le mâle, placé au-dessus d'elle, l'étreint avec ses pattes antérieures ; son hypopygium déplié enveloppe l'extrémité abdominale de la femelle tandis que les forcipules supérieurs s'appliquent sur la face ventrale de l'abdomen, au niveau du 6e segment, où ils laissent, dans le *s.g. Nemorhina*, leur empreinte (cicatrices de copulation).

La durée de l'accouplement est variable. Elle ne doit pas être inférieure à 30 minutes pour que l'insémination ait lieu, mais elle peut durer de 1 à 3 heures suivant les espèces.

2.4. L'insémination

Le transport du sperme au cours de l'accouplement se déroule selon un processus particulier, rarement observé chez les diptères supérieurs, décou-

vert chez les glossines par Pollock (1970, 1973).

Le mâle élabore en effet, vers la fin de l'accouplement, un spermatophore, masse globuleuse de consistance muqueuse, de 500 μ environ de diamètre, qu'il dépose au fond de l'utérus de la femelle. Au début de l'accouplement, le phallosome (ou pénis) du mâle entre en contact avec la papille utérine de la femelle et la repousse vers l'arrière, si bien que le trajet des conduits des spermathèques devient rectiligne. La papille génitale entre en contact avec l'extrémité des paramères du mâle. Cette position est maintenue pendant toute la durée de l'accouplement. A la fin de celui-ci, les sécrétions du mâle sont rapidement transférées dans la cavité utérine, dans l'ordre suivant : d'abord une substance diffuse, relativement liquide, sécrétée par les glandes annexes, enveloppant le spermatophore proprement dit ; ensuite une substance dense, visqueuse fournie également par les glandes annexes, formant les parois du spermatophore ; enfin le sperme et les spermatozoïdes, masse blanchâtre aisément visible à travers les parois transparentes du spermatophore. Dès que le sperme a été déposé, le phallosome relâche son appui sur la papille génitale qui se rabat vers l'avant pour se projeter dans la cavité utérine, avec le spermatophore qui l'entoure. Celui-ci présente une solution de continuité à l'endroit où débouche l'ouverture des canaux des spermathèques. C'est le seul point de contact du sperme avec la paroi utérine. La migration du sperme vers les spermathèques commence immédiatement et se poursuit bien après que le mâle ait quitté la femelle. Au bout de quelques heures, l'enveloppe vide du spermatophore est expulsée des voies génitales de la femelle et la papille reprend la position qu'elle a chez les femelles vierges.

2.5. La ponte utérine ; la fécondation de l'oeuf

Avant la ponte d'un follicule mûr, l'oviducte commun forme une courbure en S et la papille, dirigée vers l'avant, obture son ouverture, empêchant une descente prématurée des follicules mûrs. En franchissant l'ouverture de l'oviducte dans l'utérus, l'oeuf chassé par les contractions péristaltiques de l'oviducte, repousse vers l'arrière la papille utérine, redressant ainsi le trajet des conduits des spermathèques (Fig. 62). Le sperme peut ainsi s'écouler. Ceci ne peut toutefois se produire que si l'utérus est vide, la présence d'une larve in utero s'opposant au basculement vers l'arrière de la papille. En même temps, la valve des spermathèques se relâche, permettant le passage d'une petite quantité de sperme.

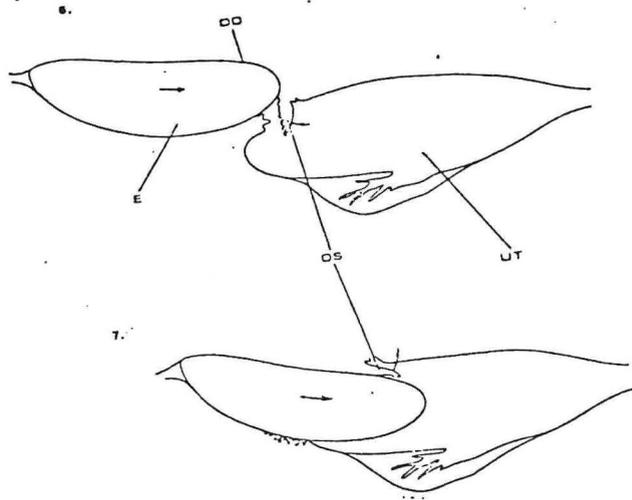


Fig. 62 - Pénétration du follicule mûr dans l'utérus
E, follicule mûr ; OD, oviducte ; OS, papille
utérine ; UT, utérus (d'après Roberts, 1973).

La fécondation de l'oeuf ne peut se produire que lorsque l'oeuf est entièrement descendu dans l'utérus. Ce n'est en effet qu'à ce moment que la paille, en se redressant, relâche la pression exercée sur l'ouverture des conduits du spermathèque, qui se trouve alors exactement en face du micropyle, situé à l'extrémité de l'oeuf.

2.6. Le cycle ovarien

Par convention (Saunders, 1960), les ovarioles sont désignés de la façon suivante :

- A pour l'ovariole interne de l'ovaire droit.
- B pour l'ovariole externe de l'ovaire droit.
- C pour l'ovariole interne de l'ovaire gauche.
- D pour l'ovariole externe de l'ovaire gauche.

Challier (1965) a précisé que l'ovulation s'effectue dans un ordre constant :

A, C, B, D, si bien que les follicules seront appelés, en fonction de leur ordre de ponte :

$A_1, C_1, B_1, D_1, A_2, C_2, B_2, D_2, \text{etc...}$

Le premier oeuf provenant de l'ovariole interne de l'ovaire droit (follicule A_1) est ovulé vers le 8e - 10e jour qui suit l'éclosion de la femelle. Il est fécondé en passant au niveau de l'orifice des spermathèques et se transforme, dans l'utérus, en larve. Celle-ci est pondue vers le 17e - 20e jour. Vers le 18e - 21e jour, le deuxième oeuf, provenant de l'ovariole interne de l'ovaire gauche (follicule C_1), arrive dans l'utérus et la deuxième larve est pondue vers le 30e jour. La 3e larve, issue de l'oeuf provenant de l'ovariole externe de l'ovaire droit (follicule B_1), est pondue vers le 40e jour, et la 4e larve, issue de l'ovariole externe de l'ovaire gauche (follicule D_1), est pondue vers le 50e jour. La 5e larve sera issue du follicule A_2 et pondue vers le 60e jour, et ainsi de suite, dans le même ordre que la séquence précédente.

La dissection de l'appareil génital femelle permet de classer les ovarioles par taille croissante en leur attribuant un nombre repère et de noter l'absence ou la présence de reliques folliculaires (Fig. 63).

Selon qu'aucune des ovarioles ne possède de relique folliculaire, ou qu'une, 2, 3 ou 4 ovarioles possèdent une relique, les femelles pourront être classées en groupes d'âge croissant allant des femelles nullipares aux femelles ayant pondu 4 larves ou plus, jusqu'à l'âge de 70 à 80 jours (Fig. 64).

Il est ainsi possible d'attribuer un âge à une femelle quelconque, par simple examen de son appareil génital interne.

3. Les stades pré-imaginaux

3.1. Les stades intra-utérines (fig. 65 à 69)

Au moment de l'ovulation, le follicule mûr mesure 1,5 mm de long sur 0,3 mm de large environ. De forme allongée, son extrémité postérieure est plus large que l'extrémité antérieure. Il est recouvert par le chorion dont la surface porte une réticulation polygonale devenant lisse et transparente à l'extrémité antérieure, où se trouve le micropyle, point de pénétration des spermatozoïdes au moment de la fécondation.

L'oeuf se place dans l'utérus, l'extrémité antérieure dirigée vers l'avant. D'un volume nettement inférieur à celui de la cavité utérine, il n'est soutenu que par la choriothète sur laquelle il repose par sa moitié antéro-ventrale.

Une formation chitinisée, la dent d'éclosion, apparaît bientôt dans la région antéro-supérieure de l'oeuf embryonné. C'est une projection conique de la cuticule céphalopharyngienne de la larve ; elle est mue par les contractions des muscles céphalopharyngiens et sert à fendre dorsalement, dans le sens longitudinal, le chorion dont la larve au 1er stade se libère grâce à ses mouvements propres.

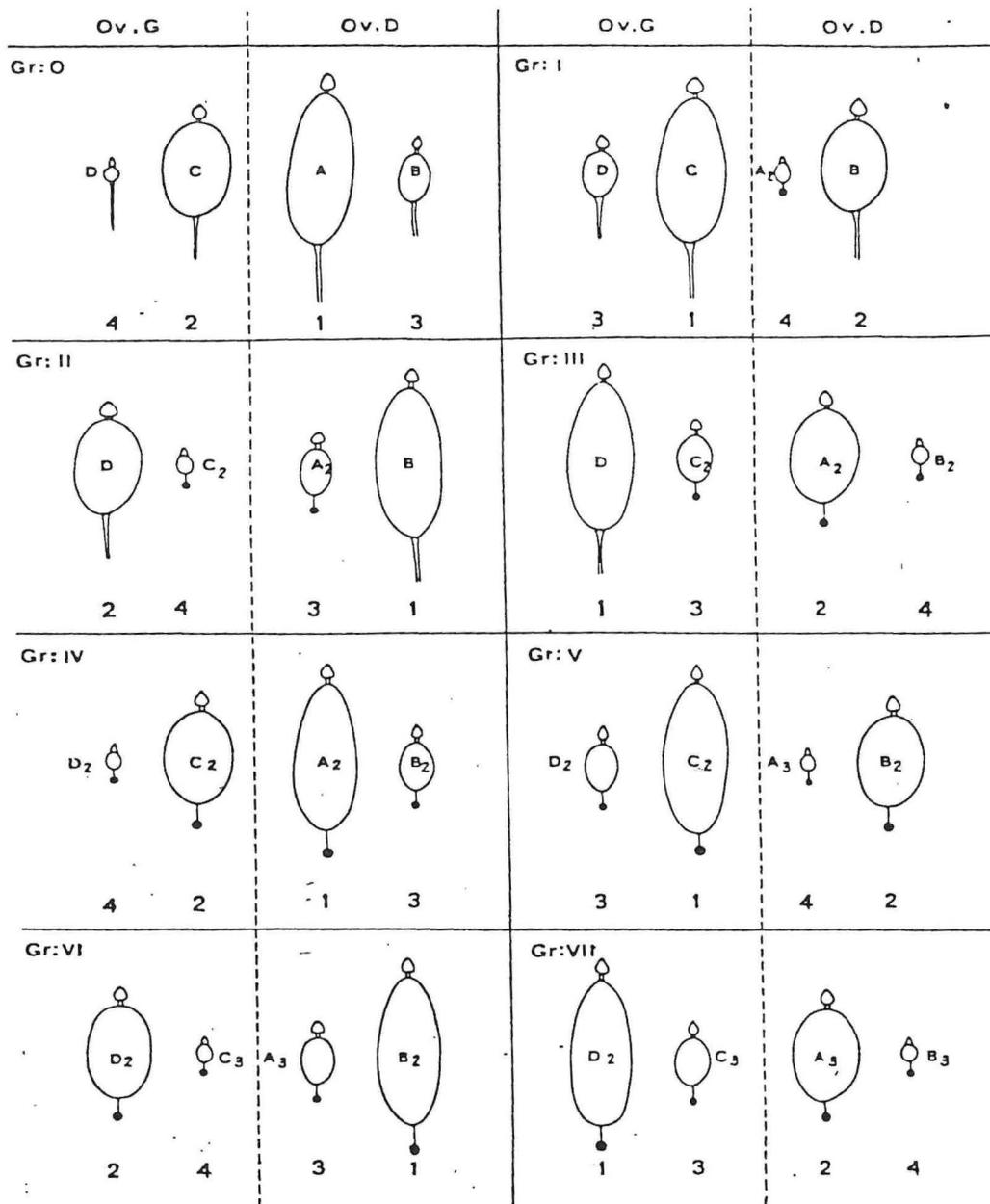


Fig. 63 - Tableau de diagnose de l'âge chez les femelles de glossines ;
 Gr. 0 = femelles nullipares
 Gr. I à VII = femelles ayant pondu 1, 2, 3, 4, 5, 6 ou 7 larves.
 (A partir du groupe V, la diagnose de l'âge se fait en attribuant à chaque ovariole un numéro d'ordre (1, 2, 3, 4) par taille décroissante et en groupant ces chiffres selon la position, dans l'espace, des ovarioles).

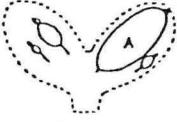
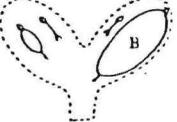
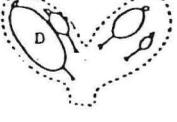
OVAIRES		OBSERVATIONS	AGE ESTIME EN JOURS
GAUCHE	DROIT		
		Le follicule A mesure moins de 0,6 mm	1-4
		Le follicule A mesure plus de 0,6 mm	4-10
		Le follicule A est réduit à l'état de relique folliculaire. Le follicule C est le plus grand.	10-20
		Le follicule C est réduit à l'état de relique folliculaire. Le follicule B est le plus grand.	20-30
		Le follicule B est réduit à l'état de relique folliculaire. Le follicule D est le plus grand.	30-40
		Le follicule A est le plus grand et il a une relique folliculaire.	40-50
		Le follicule C est le plus grand et il a une relique folliculaire.	50-60
		Le follicule B est le plus grand et il a une relique folliculaire.	60-70
		Le follicule D est le plus grand et il a une relique folliculaire.	70-80

Fig. 64 - Schéma montrant les modifications des ovaires à mesure que la mouche avance en âge.

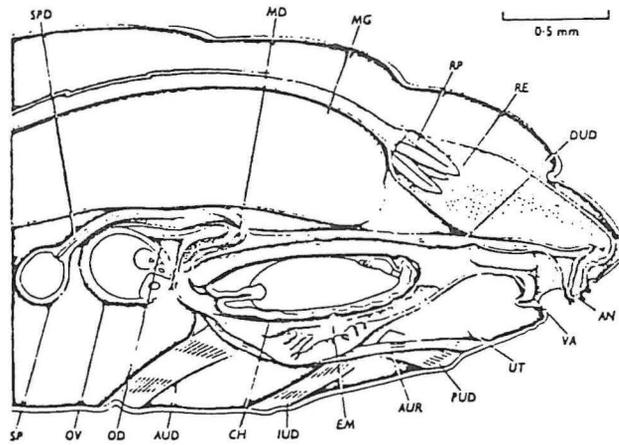


Fig. 65 - Coupe sagittale de la moitié abdominale postérieure d'une femelle de Glossine dont l'utérus contient un oeuf embryonné. EM, embryon ; MG, intestin moyen rempli de sang ; OV, ovariole ; RP, papille rectale ; SP, spermathèque (voir figure 58 pour les autres désignations).

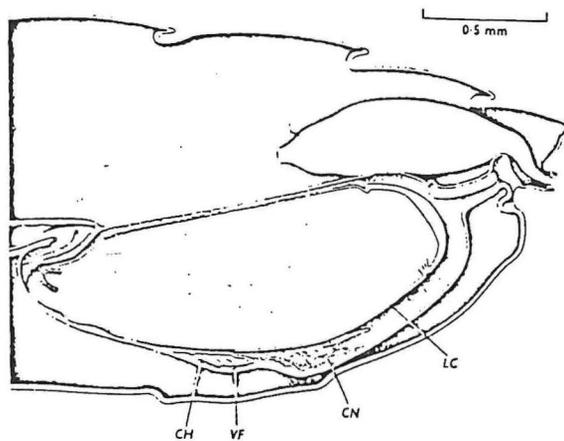


Fig. 66 - Fin du premier stade larvaire in utero CH, choriothète ; VF, repli ventral de l'utérus ; CN, chorion replié sous la larve ; LC, tegument larvaire, (d'après Roberts, 1972).

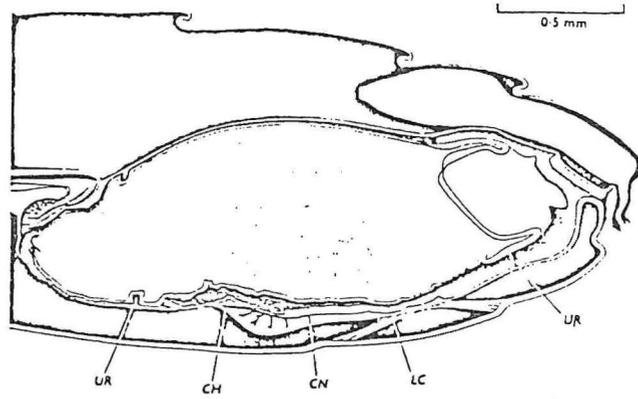


Fig. 67 - Second stade larvaire in utero

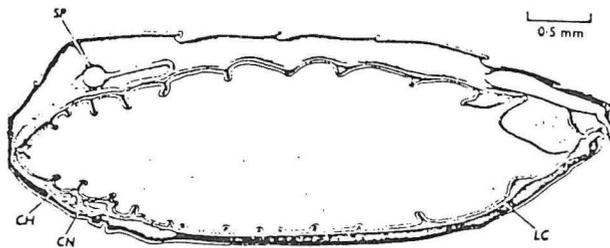


Fig. 68 - Troisième stade larvaire in utero

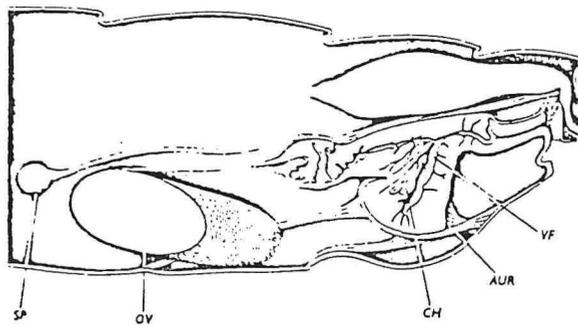


Fig. 69 - Appareil génital d'une femelle de Glossine après une ponte larvaire (d'après Roberts, 1972)

Après l'éclosion de la larve I (2,5 à 3 jours après l'ovulation), le chorion reste attaché à la choriothète. La larve se fixe sur la partie antérieure de la choriothète, tandis que le chorion sous l'action conjuguée des contractions utérines et des mouvements de la larve, se plisse et s'accumule sur la paroi ventrale de l'utérus. Dès ce stade, qui a une durée assez courte, de 26 à 36 heures, la glande utérine est en activité sécrétrice et la larve se nourrit avec les sécrétions qui sont déversées directement dans la cavité utérine. Ce stade larvaire se caractérise par l'absence de lobes respiratoires postérieurs. Il se produit une première mue larvaire qui libère la larve de 2ème stade.

Celle-ci, qui possède des lobes respiratoires postérieurs partiellement développés et un tégument épineux, va croître considérablement et distendre l'abdomen. C'est à ce stade qu'apparaissent les crêtes utérines, dont la lère entoure la larve entre ses 3e et 4e segments et empêche la sécrétion des glandes utérines de s'épancher dans la partie postérieure de l'utérus. La seconde mue larvaire, qui a lieu 2 jours à 2,5 jours après la première mue, est en fait une desquamation du tégument plutôt qu'une véritable mue. Elle aboutit au 3e stade larvaire, de plus grande taille, qui possède des lobes polypneustiques entièrement développés devenant noirs à la fin de la vie intra-utérine. La larve mûre est pondue environ 3 jours après la 2e mue larvaire. L'ovulation suivante a lieu, en général, très peu de temps après la ponte larvaire (30 mn à 1/2 heure plus tard), si bien que, chez une femelle normale, l'utérus ne reste vide que très peu de temps ; en raison de la relative brièveté du stade oeuf, il y a toujours, dans une population, prédominance de femelles portant une larve, (Van Der Vloedt, 1976).

3.2. Ponte larvaire

La durée totale de la vie larvaire intra-utérine, variable suivant les espèces, est en moyenne de 8 à 10 jours (oeuf = 3 jours ; larve I = 1,5 jour ; larve II = 2,5 jours ; larve III = 3 jours). La larve est pondue à la fin du 3e stade. La parturition, qui se produit sous l'action conjuguée des contractions utérines et des mouvements propres de la larve, est en général très rapide.

La larve libre se présente sous la forme d'un asticot blanchâtre de 5 à 8 mm de long, mobile, au corps annelé divisé en 13 segments, dont le dernier porte

deux lobes respiratoires chitinisés (lobes polypneustiques), noirs, volumineux caractéristiques du genre (Fig. 70).

Elle est déposée par sa mère en un lieu ombragé où elle mène, pendant quelques minutes ou une à deux heures, une vie libre à la surface du sol, avant de s'enfoncer à quelques centimètres de profondeur à un endroit propice, pour se transformer en pupe.

L'anatomie interne de la larve n'a été étudiée que partiellement. La région céphalique, correspondant aux trois premiers segments, ne se distingue pas extérieurement du reste du corps (larve acéphale), si ce n'est pas la présence, à l'extérieure antérieure du 1er segment, de deux petits appendices noirs, correspondant au complexe antenno-maxillaire. Roberts (1971), a fait une description détaillée de l'anatomie interne de la tête (Fig. 59), dans laquelle il distingue un squelette céphalopharyngien sur lequel s'insèrent de puissants muscles dilatateurs du cibarium. Le tube digestif début par une cavité pré-orale en continuité avec le cibarium qui lui fait suite. Il se poursuit par l'oesophage qui traverse l'anneau nerveux constitué par les ganglions sus et sous oesophagiens et leurs commissures ; l'oesophage se recourbe vers l'avant pour se trouver en position dorsale et aboutir au proventricule. L'intestin moyen fait suite à ce dernier. Il présente une dilatation considérable dans sa partie médiane, formant un vaste réservoir (sac stomacal, Roubaud, 1909) rempli des matières nutritives fournies par les glandes utérines maternelles. Le proventricule secrète une membrane péritrophique qui ne semble pas s'étendre au-delà de la dilatation de l'intestin moyen.

La partie postérieure de l'intestin moyen, qui fait suite au sac stomacal, se dirige, d'avant en arrière et de haut en bas, vers la paroi ventrale, puis s'infléchit, à la hauteur du 11e segments, vers le haut, avant de s'amincir progressivement et d'aboutir, par un étranglement brusque, à l'intestin postérieur. Partant de l'intestin moyen, l'intestin postérieur, qui a la forme d'un tube cylindrique de faible diamètre, remonte, d'arrière en avant et de bas en haut, vers la paroi dorsale, puis revient en arrière et s'étend à peu près verticalement de haut en bas jusqu'à l'anus, qui est virtuel. La terminaison de l'intestin postérieur est close et contient une petite pièce chitineuse en forme d'épine. L'origine de l'intestin postérieur est marquée par le point d'insertion des tubes de Malpighi (une paire de chaque côté).

Roberts signale la présence dans les trois stades larvaires d'une paire de glandes salivaires, qui n'avaient pas été trouvées par Roubaud. Ces glandes forment deux sacs tubulaires. Elles sont, par rapport à la partie postérieure des disques imaginaux céphaliques qui formeront les yeux composés, en position antéro-ventrale.

Le système nerveux est constitué par le ganglion sus oesophagien d'où émergent latéralement les ganglions oculaires auxquels sont accolés les disques imaginaux oculaires ; par le ganglion sous oesophagien, qui est relié latéralement au précédent par les commissures circum oesophagiennes et par le ganglion thoracique étroitement accolé à l'extrémité postérieure du précédent et d'où partent un fin chevelu de filets nerveux.

La région postérieure de la larve au 3ème stade offre une disposition caractéristique. Le dernier segment, post-anal, est entièrement durcit et chitinisé et d'une teinte uniformément noire. Son bord antérieur présente sur tout son pourtour une ornementation caractéristique de petites stries longitudinales parallèles. Postérieurement, il se prolonge par une paire de protubérance arrondies : les lobes polypneustiques. Toute leur surface externe est recouverte de petites aspérités arrondies qui leur donnent un aspect chagriné. Ces protubérances sont situées en regard l'une de l'autre, de part et d'autre, de l'axe longitudinal du corps, et sont séparées par une échancrure semi-circulaire assez profonde d'un noir de jais. De profil, leur contour est assez régulièrement arrondi, mais présente deux légères dépressions linéaires parallèles, qui s'étendent horizontalement jusqu'à la face postérieure et la partagent, ainsi que la face externe, en trois lobes superposés dorso-ventralement et sensiblement de mêmes dimensions. Ces sillons externes représentent la trace d'orifices stigmatiques complètement obturés et déformés. Leur face interne est fortement excavée ; vers le milieu de cette zone déprimée s'observe une légère élévation, au sommet de laquelle s'ouvre l'unique orifice stigmatique, circulaire et de dimensions très réduites.

La surface postérieure du segment postanal est elle-même déprimée en forme de cuvette assez profonde, dont l'accès est, en grande partie, gardé par les protubérances qui la surplombent.

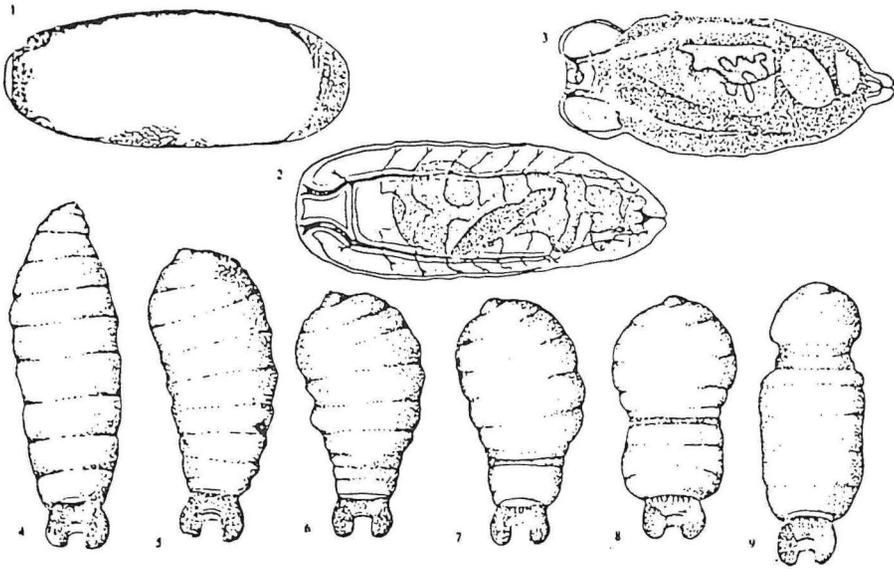


Fig. 70 - 1 - Oeuf embryonné
 2 - Premier stade larvaire
 3 - Deuxième stade larvaire
 4 à 9 - Troisième stade larvaire (d'après Burtt et Jackson, 1951)

Le système trachéen est formé de 2 troncs parallèles partant des orifices stigmatiques décrits ci-dessus et parcourant, d'arrière en avant, le corps de la larve jusqu'à son extrémité antérieure. De ces 2 troncs principaux partent des ramifications qui se rendent aux divers organes de la larve.

3.3. La pupaison

Dès que la larve s'est enfoncée dans le sol, elle s'immobilise, prend la forme d'un tonnelet, tandis qu'une sécrétion imbibe son tégument et l'isole du substrat environnant. Le tégument s'opacifie alors, prenant une teinte jaunâtre, brune puis noire, en même temps qu'il durcit. La pupe est alors formée. Son enveloppe extérieure, correspondant au tégument de la larve au 3^e stade, porte le nom de puparium ; il conserve la structure externe de la larve.

On y distingue aisément la région antérieure ou céphalique de la région postérieure, grâce à la présence à l'extrémité postérieure, des lobes polypneustiques. On peut également reconnaître une face dorsale et une face ventrale. Cette dernière est en effet plus bombée, vers l'extrémité postérieure, que la face dorsale. La pupe est constituée de 13 segments séparés par de fins sillons ; le treizième segment porte des lobes polypneustiques. Le douzième segment est très étroit sur la face dorsale, et à peine distinct. Il est plus large et plus apparent sur la face ventrale et présente, sur la ligne médiane, près de son bord antérieur, une petite tâche noire, allongée dans le sens antéro-postérieur, qui représente la trace de l'anus.

C'est à l'intérieur du puparium que se feront toutes les métamorphoses qui aboutiront à l'insecte parfait. Le premier jour se produit une 3^e mue, qui aboutit au 4^e stade larvaire, intra pupal. A partir du 4^e jour la pupe proprement dite s'isole du puparium, auquel elle n'adhère que par son extrémité postérieure, au niveau des lobes polypneustiques. On distingue nettement, à partir de ce moment, chez la pupe extraite de son puparium, les ébauches des ailes et des pattes. Les antennes, les yeux, le proboscis sont en voie de formation. Le tégument est très mince, non pigmenté et ne porte aucune soie (fig. 71 C).

C'est entre le 11^e et le 19^e jour que les yeux se colorent en jaune orange. Le tégument n'est toujours pas pigmenté. Vers le 18^e jour le tégument définitif de l'imago est constitué, sous le tégument mince et fragile de la puppe proprement dite. Vers le 24^e jour les yeux et les ocelles ont acquis leur couleur définitive. Le tégument, qui commence à se pigmenter, est couvert de soies noires. Les pattes, les antennes et la trompe sont colorées en brun clair. Les ailes sont pourvues de petites soies noires.

La durée du stade pupal est variable selon l'espèce, le sexe et les conditions climatiques extérieures, en particulier la température. Dans les limites compatibles avec la vie, elle varie en raison inverse de celle-ci.

D'une façon générale, la durée du stade pupal est comprise entre 25 et 35 jours, les femelles ayant une durée de pupaison plus courte que celle des mâles d'environ 2 à 3 jours.

Pendant toute cette période la puppe vit uniquement sur les réserves alimentaires que la larve a constitué au cours de sa vie intra utérine.

3.4. L'éclosion

Lorsque les métamorphoses sont accomplies, l'imago se dégage de son puparium, dans lequel il se trouvait replié sur lui-même, les pattes et les ailes, plissées, croisées sur la face ventrale et séparées par le proboscis appliqué étroitement sur la ligne médiane du thorax et de l'abdomen. La rupture du puparium se fait, comme chez tous les diptères cyclorrhaphes, par une fente circulaire de son extrémité antérieure qui se détache, comme une calotte, sous l'action combinée des expansions et contractions rythmiques du ptilinum et les mouvements alternés de la tête et du thorax. En gonflant le ptilinum, le corps s'amincit et peut ainsi passer à travers l'ouverture du puparium (fig. 71 b). La mouche achève sa sortie en s'aidant de ses pattes. Immédiatement après l'éclosion, le ptilinum s'invagine dans la tête. Peu après l'imago aspire de l'air par ses trachées et se dilate. Les ailes se déplissent, s'étendent et l'abdomen se gonfle. La trompe se redresse pour prendre une position horizontale. La chitine se durcit, et quelques heures à peine après l'éclosion la mouche peut s'envoler. Elle ne prendra cependant son premier repas de sang que vers le second ou le troisième jour.

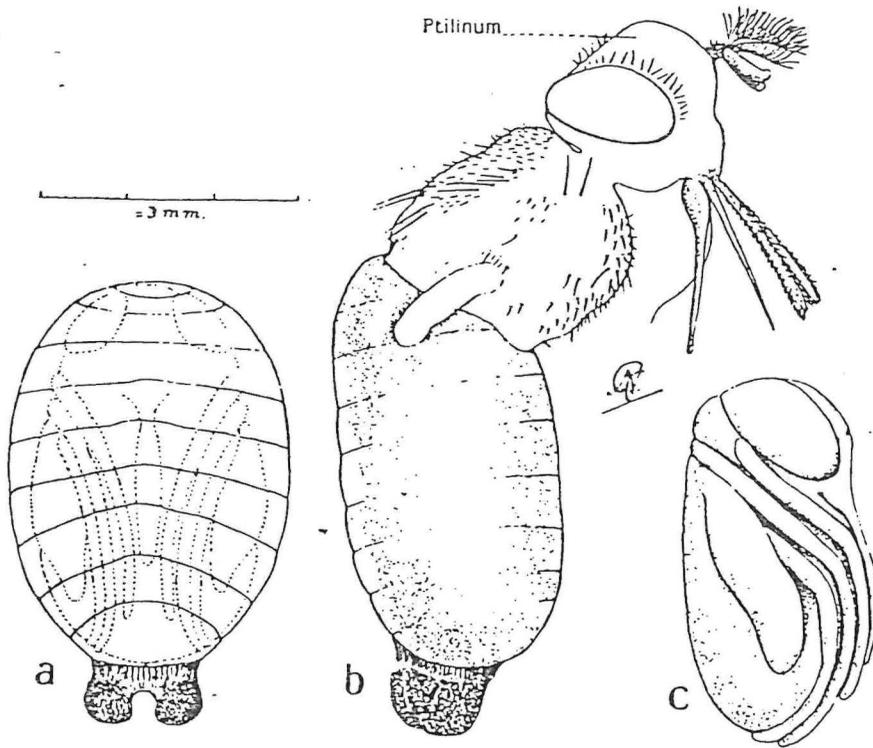


Fig. 71 - *Glossina morsitans* Westw.

- a : le-puparium avec la nymphe ou pupe *in situ* (lignes pointillées) ; en partie schématique.
- b : la mouche adulte émergeant du puparium, montrant le sac frontal (ptilinum) qu'elle emploie pour briser l'extrémité antérieure du puparium, ainsi que pour se frayer un chemin au travers de la terre ou de l'humus.
- c : la pupe ou nymphe enlevée du puparium.

Tant qu'elle n'a pas pris son premier repas, la glossine est qualifiée de "ténérale" (du latin tener=tendre). A l'oeil nu, le tégument abdominal ventral est blanc ; le jabot est rempli d'une bulle d'air. Tenu entre le pouce et l'index, l'individu ténéral est très souple. Lorsqu'on appuie avec une aiguille appliquée transversalement et à plat sur le thorax, celui-ci revient difficilement à sa position normale alors que chez les spécimens plus vieux, dont les muscles thoraciques sont pleinement développés, il reprend immédiatement cette position. En pinçant délicatement la tête entre le pouce et l'index on fait saillir aisément le ptilinum, ce qui n'est pas possible chez les individus non-ténéraux. Les ailes sont enfumées chez les jeunes, alors qu'elles brunissent chez les individus âgés, dont l'âge peut être évalué d'après le degré d'usure du bord postérieur de l'aile (Fig. 72).

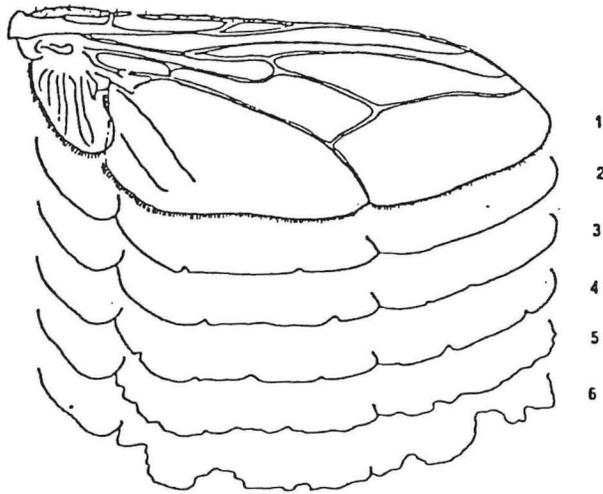


Fig. 72 - Estimation de l'âge par le degré d'usure du bord postérieur des ailes
(1 et 2 = mouches jeunes ; 3 et 4 = mouches d'âge moyen ; 5 et 6 = mouches âgées).

Chapitre VII

Techniques de conservation et de dissection des glossines.

Ce chapitre réunit quelques indications pratiques sur la façon de tuer, emballer, préparer et conserver les insectes dans le but de les expédier dans de bonnes conditions à des spécialistes aux fins de détermination, ou de constituer des collections de référence et de démonstration.

Sont également décrites les principales techniques de dissection pour examen des genitalia, étude de l'âge physiologique des femelles et recherche des trypanosomes chez le vecteur. Ces techniques sont relativement simples et ne nécessitent qu'un matériel réduit. Elles demandent par contre, pour leur mise en pratique, un peu de patience et beaucoup de soins.

1. Equipement et produits

- 1 loupe binoculaire (microscope stéréoscopique)
- 1 microscope binoculaire équipé pour l'examen en contraste de phase
- lames et lamelles couvre-objet
- lames à concavité
- ciseaux fins à dissection
- épingles à insectes (N° 0 à 5)
- aiguilles à dissection et porte-aiguilles
- pinces fines à dissection (brucelles d'horloger)
- pince de chasse souple
- pince à piquer les insectes
- bistouri à lame fine amovible
- petites cuvettes à dissection (\emptyset 6 à 7 cm), dont le fond est garni de liège ou de pâte à modeler
- pipettes Pasteur
- aspirateur à bouche
- boîtes à préparation microscopiques
- cartons à insectes à fond liégé
- bouteilles de chasse
- tubes à bouchon liège

- crisallisoirs
- flacons plastiques
- entonnoirs
- coton cardé
- coton hydrophile
- alcool polyvinylique BS 125 (Rhodoviol 4/125 Prolabo)
- alcool éthylique à 90° - 95°
- alcool méthylique
- acide acétique
- acide lactique
- créosote de hêtre
- paradichlorobenzène
- essence de Mirbane (Nitrobenzène)
- benzène
- DDT
- glycérine
- phénol
- chloral hydraté
- acétate d'éthyle
- sérum physiologique à 6 p. 1000
- colorants May-Grundwald et Giemsa
- eau neutre tamponnée
- fiches d'examen

2. Préparation et conservation des insectes

Les glossines et les autres insectes capturés sur le terrain sont tués en les introduisant immédiatement dans une "bouteille de chasse" à large goulot fermée par un bouchon de liège, dont le fond est garni d'un mélange de plâtre et de cyanure de potassium (Fig. 74), ou, de préférence, dans un tube ou un flacon renfermant de la sciure de bois blanc ou un tampon d'ouate sur lequel on aura versé quelques gouttes d'acétate d'éthyle (éther acétique). Ce produit, qui ne se trouve pas couramment en pharmacie, (le commander à un laboratoire spécialisé) conserve aux articulations des insectes toute leur souplesse, ce qui permet de les préparer et de les étaler correctement et facilement. Déposer ensuite les insectes tués dans le tiroir d'une boîte d'allumette dont le fond aura été garni de papier de soie froissé. Le tiroir sera entouré d'une bande de

papier pliée, dont les extrémités dépasseront le couvercle, et sur lesquelles on reportera toutes les indications nécessaires (date et heure de capture, lieu de capture, nombre de spécimens, nom du captureur, etc...). On ne disposera, dans chaque boîte, côte à côte, sans serrer, que les quelques individus, non gorgés, correspondants à un même lieu et un même moment de capture (Fig. 73 A).

D'autres spécimens, en particulier les individus gorgés, seront en outre mis dans de petits flacons ou des tubes bien bouchés contenant de l'alcool éthylique à 60° - 70°. Les insectes ainsi conservés serviront à effectuer des montages en préparations microscopiques pour examen des différents organes, notamment des génitalia.

Dans la mesure du possible, utiliser, au lieu de l'alcool éthylique, le liquide suivant, qui conserve aux insectes toute leur souplesse :

- alcool éthylique à 90° - 95°	10 parties
- eau distillée	4 parties
- acide acétique glacial	1 partie
- glycérine	1 partie

Les insectes peuvent rester très longtemps dans ce liquide conservateur, la glycérine évitant une évaporation trop rapide de l'alcool en cas de fermeture imparfaite du flacon.

Introduire, dans chaque flacon, une petite bande de papier sur laquelle on aura reporté, au crayon à mine noire ou à l'encre de chine (surtout pas au stylo bille), toutes les indications de capture et les renseignements biologiques et écologiques jugés utiles.

L'étiquetage correct des spécimens capturés est primordial et il convient d'y apporter tous ses soins, notamment pour la localisation des récoltes. Celle-ci sera précisée par ses coordonnées géographiques auxquelles on ajoutera des indications sur le réseau hydrographique local (nom des cours d'eau et des rivières ou fleuves dans lesquels ils se jettent) ainsi que la position par rapport à un centre habité important.

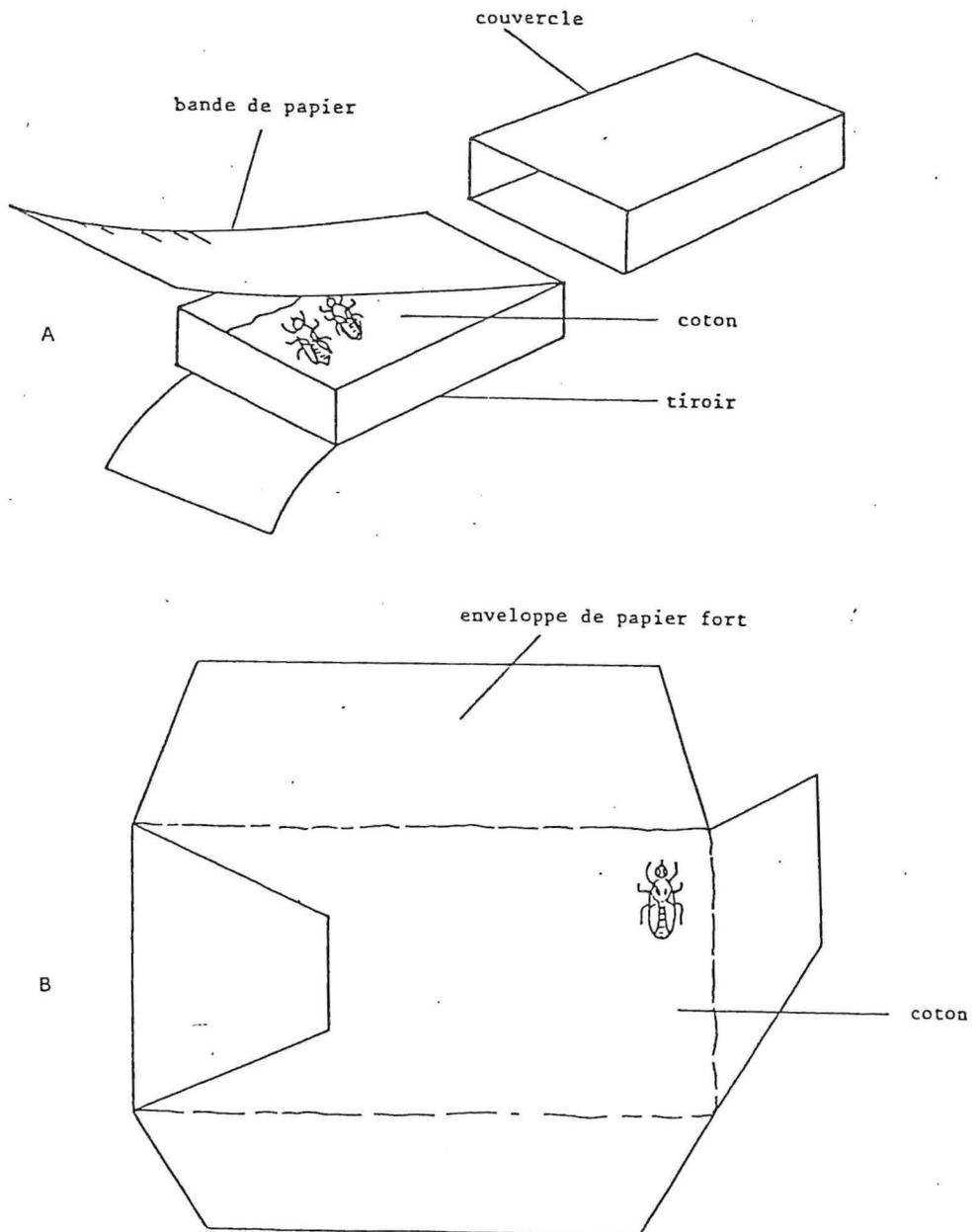


Fig. 73 - Emballage et conservation des insectes

A - en boîte d'allumettes

B - en couches

Lorsque les spécimens apportés au laboratoire ne sont pas encore trop secs, il est possible de les piquer aussitôt en vue de constituer des boîtes de collections. Par contre, s'ils sont trop secs, il devront être ramollis avant d'être piqués. La méthode la plus simple consiste à mettre, au fond d'un petit cristalliseur (10 cm de diamètre) ou d'une boîte de Petri, une couche de sable fin très propre ou une couche de coton hydrophile qu'on humidifie sans excès. Ajouter quelques gouttes de créosote de hêtre pour éviter les moisissures. Recouvrir le sable ou le coton humide de 2 ou 3 couches de papier filtre sur lequel on dépose les insectes à ramollir. Ceux-ci ne doivent pas tremper dans l'eau. Recouvrir le cristalliseur d'un entonnoir renversé (Fig. 74). L'assouplissement est obtenu en 12 à 24 heures en général.

Les insectes ramollis pourront alors être étalés sur une planchette en bois tendre (étaloir) (Fig. 74). On les piquera au centre du thorax, verticalement et perpendiculairement à l'axe du corps, avec une épingle entomologique en acier inoxydable de diamètre approprié, enfoncée légèrement dans la planchette de bois. Les pattes et les ailes seront maintenues en bonne position à l'aide de bandes de papier et d'épingles piquées, dans la planchette, aux bords de ces appendices.

Laisser sécher, pendant 24 à 48 heures, en atmosphère normale (mais pas au soleil), dans les pays secs, ou en étuve sèche dans les pays humides. Retirer les insectes de l'étaloir, et les piquer sur le fond, garni de liège aggloméré, de boîtes de collection dont les parois internes auront été auparavant badigeonnées au pinceau avec une solution antimycosique et insecticide (Benzène, 50 ml ; DDT en poudre, 10g ; Naphtalène, 10g ; Créosote de hêtre, 5 g ; Essence de Mirbane, quelques gouttes). A défaut, piquer aux quatre coins une boule de paradichlorobenzène.

Toujours piquer, en dessous de l'insecte, un petit carton de bristol sur lequel on aura reporté les indications de capture.

Les insectes desséchés non piqués, peuvent être, d'autre part, conservés sur couches (Fig. 73 B). Celles-ci sont constituées par un rectangle ou un carré de coton cardé de 5 à 6 mm d'épaisseur, taillé aux dimensions des boîtes dans lesquelles ils seront empilés (boîtes en bois de préférence, genre boîte à cigare).

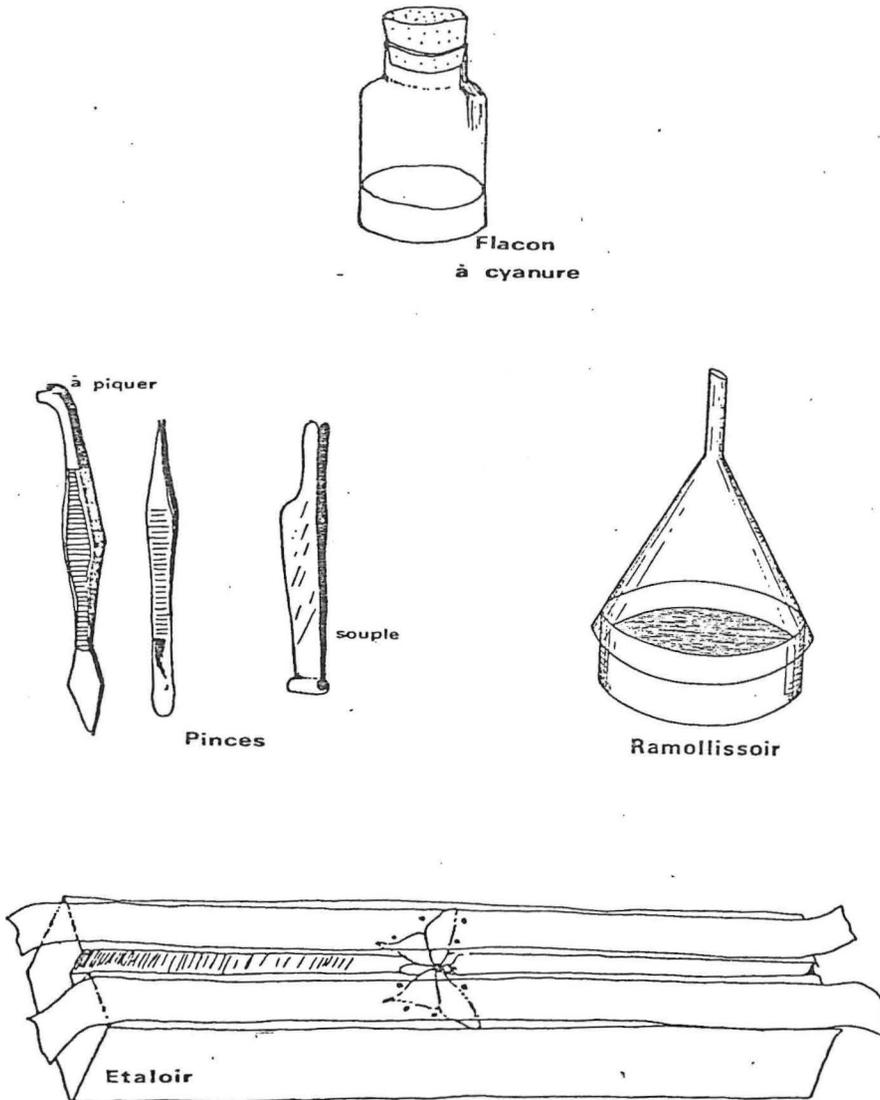


Fig. 74 - Petit matériel entomologique pour tuer et préparer les insectes.

On placera sur la couche de coton, enfermée dans une feuille de papier fort découpée en enveloppe, les insectes côte à côte, sans les tasser. Les recouvrir ensuite d'une feuille de papier mince de mêmes dimensions sur laquelle on aura inscrit les références de capture, avant de replier les rabats de l'enveloppe.

On peut superposer, dans une même boîte, au fond de laquelle on aura mis un peu de paradichlorobenzène, une dizaine de couches semblables. Ce procédé constitue un moyen d'emballage peu encombrant, recommandé pour conserver ou expédier les insectes pour lesquels on ne dispose pas du temps nécessaire à leur préparation en collection.

Les insectes conservés dans le milieu liquide ou à sec, en boîtes d'allumettes ou sur couches, peuvent en effet être expédiés tels que, par la poste, à un spécialiste aux fins de détermination. Il suffit de confectionner un paquet poste correct suffisamment solide pour éviter les risques d'écrasement dans les sacs postaux. Ajouter à l'adresse une étiquette portant la mention "Echantillons scientifiques, sans valeur commerciale".

3. Préparation et montage des pièces anatomiques

Les déterminations d'arthropodes, en entomologie médicale, nécessitent le plus souvent l'étude microscopique d'organes très petits, à la morphologie complexe (génitalia, armatures buccales, soies, etc...), imposant des dissections délicates et des montages impeccables.

Pour obtenir ces résultats, il faut :

- éliminer les structures internes molles (muscles, tissu adipeux, etc...) qui sont sans intérêt et s'opposent à l'observation des organes cuticulaires, chitinisés, seuls intéressants. Ce premier temps est obtenu en faisant macérer les pièces anatomiques dans un liquide qui les ramollit et les éclairecit.

- placer ensuite les organes éclaircis dans un liquide d'observation afin d'achever, sous la loupe binoculaire le nettoyage des organes à conserver. Cette dissection se fait, sur lame ou dans un verre de montre, au moyen d'aiguilles inoxydables (épingles entomologiques) montées sur un porte ai-

guille, par dilacération du tissu adipeux, des muscles, des trachées, etc..., de façon à isoler les pièces chînisées,

- celles-ci sont alors placées, entre lame et lamelle, dans un milieu de montage, qui assure la conservation indéfinie de l'organe dans des conditions optiques aussi bonnes que possible.

3.1. Les principaux liquides éclaircissant et d'observation :

3.1.1. Solution de potasse caustique à 10 %

Ce liquide, d'action assez brutale, détruit non seulement les parties molles, mais quelquefois aussi des organes essentiels (poils, soies, écailles, etc...). On peut opérer sur une platine chauffante, en amenant le liquide à ébullition et en surveillant attentivement. Arrêter dès que la pièce est suffisamment transparente et ramollie. Laver à l'eau distillée puis passer à l'alcool avant montage (voir à Baume de Canada).

3.1.2. Lactophéol d'Amann

Excellent milieu liquide, permettant le ramollissement, l'éclaircissement et l'observation de très fins détails invisibles dans des résines.

Acide phénique cristallisé, pur et parfaitement blanc.....	1 gr.
Acide lactique.....	1 gr.
Glycérine.....	2 gr.
Eau distillée.....	1 gr.

(conserver en flacons jaunes)

Les insectes vivants, morts ou conservés dans l'alcool peuvent être passés directement dans ce milieu.

3.1.3. Chloralphénol d'Amann

Hydrate de chloral crist.....	2 parties (en poids)
Acide phénique crist.....	1 partie

(liquéfier à chaleur douce.)

Ce milieu est miscible aussi bien avec l'eau qu'avec le baume. C'est un éclaircissant et ramollissant puissant, permettant le montage direct dans le baume du Canada.

3.1.4. Liquide A de Marc André

Mélanger à froid :

- eau distillée 300 ml
- hydrate de chloral 400 gr
- acide acétique
 cristallisable 300 gr

Les pièces peuvent rester indéfiniment dans ce liquide ; elles ne s'y dissolvent pas et ne dépassent jamais un degré convenable de ramollissement.

En pratique, les organes sont mis à chauffer dans ce liquide pendant 5 à 10 minutes, sans porter à ébullition, ou bien sont mis à macérer, à la température du laboratoire, pendant plusieurs heures (12 à 24 heures).

3.2. Les milieux de montage peuvent être classés en trois catégories :

- résines naturelles (ex : Baume du Canada)
- gommes au chloral
- milieux synthétiques (ex. : Rhodoviol)

3.2.1. Résines naturelles

a) Baume du Canada

Provient de divers conifères, arbres des forêts du nord de l'Amérique.

Technique :

- éclaircir l'objet par macération dans une solution de potasse à 10%
- laver soigneusement à l'eau

- déshydrater complètement en passant successivement les pièces dans l'alcool à 70°, puis l'alcool à 90° et enfin l'alcool absolu (100°), avant de passer dans le toluène ou le xylène.

Si la pièce est parfaitement deshydratée, elle s'éclaircit alors et devient translucide, sinon une opacité apparaît et il faut recommencer à remonter la série des alcools.

- Placer l'objet sortant du xylène ou toluène, dans une petite goutte de baume déposée sur une lame, retourner sur celle-ci avec précaution une lamelle sur laquelle a été déposée une gouttelette de baume. Essuyer immédiatement l'excès de baume avec un chiffon imbibé de toluène ou xylène.

- Laisser sécher à plat le temps nécessaire (plusieurs semaines).

Le baume du Canada est un excellent milieu, se "démontant" facilement même après de nombreuses années (par immersion dans de xylène ou de toluène). Mais il nécessite une déshydratation parfaite et de nombreuses manipulations risquant d'endommager les objets fragiles. La confection des préparations est lente. Enfin certaines structures fines ne sont pas visibles alors qu'elles le sont dans les milieux synthétiques type Rhodoviol.

b) Euparal

C'est un mélange de certains produits chimiques et d'une résine naturelle extraite d'un conifère (Thuya). Ce milieu est vendu en France par Wild, Touzart et Matignon.

Il se présente sous deux formes : l'euparal jaune et l'euparal vert (contenant en plus un sel de cuivre qui augmente les contrastes de certaines structures).

Liquide miscible avec l'alcool éthylique à 95° et presque toutes les essences (essence de girofle par ex.), ainsi que dans une essence spéciale pour l'euparal (euparal essence) et le cellosolve (éthylène glycol monoéthyl-éther, distribué par Serlabo).

Technique :

Après macération dans la potasse suivie de lavage (ou après conservation dans l'alcool 75° - 85°) passer dans l'alcool éthylique à 75° (1 heure), l'alcool éthylique à 95° (30 mn. à 1 heure), l'essence de girofle (jusqu'à ce que les pièces tombent au fond, soit 30 mn. à 2 heures ou même plus). Placer l'objet sur une lame dans une petite goutte d'euparal rendu bien liquide par adjonction d'une goutte d'essence d'euparal. Quand la manipulation est terminée, ajouter une petite goutte d'essence d'euparal.

Ne pas recouvrir immédiatement d'une lamelle mais laisser sécher de 2 à 6 heures ou toute une nuit, ou pendant 30 mn. à 50° C, à l'abri de la poussière : ainsi les pièces restent fixées dans la position convenable (si elles ont bougé, une goutte d'essence d'euparal permet de liquéfier et de réorienter).

Placer une goutte d'euparal épais sur une lamelle et en retournant celle-ci mettre en contact avec la préparation.

Examen possible dans moins de 24 heures, mais conserver à plat pendant 4 à 5 jours.

3.2.2. Gommages au chloral

De nombreuses formules ont été préconisées depuis longtemps ; elles sont destinées à remplacer le baume. Toutes sont à base de gomme arabique.

Nous ne citerons qu'une formule connue en France sous le nom de Gomme au chloral, formule de "Marc André" :

- eau déminéralisée..... 50 cm³
- hydrate de chloral..... 200 g.
- glycérine..... 20 g.
- gomme arabique..... 30 g.

Dissoudre à froid l'hydrate de chloral dans l'eau, ajouter la glycérine, suspendre la gomme dans le liquide au moyen d'un nouet de mousseline.

Technique :

Au sortir de l'alcool, où ils ont été durcis, gonfler et éclaircir les arthropodes à chaud pendant quelques minutes à l'ébullition, ou à froid, pendant 12 à 24 h dans le liquide A de Marc André (cf. p. 177) puis les monter directement dans une goutte de gomme au chloral.

Avantage :

Rapidité de montage ; démontage facile dans l'eau ; propriétés optiques excellentes, de nombreuses structures, invisibles dans le baume ou l'euparal, restent visibles dans la gomme (soies fines, ramifications de poils).

Inconvénient :

Gonflement des objets ; rétractions.

3.2.3. Milieux synthétiques

Nous ne citerons que le milieu à l'alcool polyvinylique (ou PVA) dont la formule est la suivante :

- rhodoviol 4/125 (acétate de polyvinyle)	48 ou 52 g.
- eau distillée.....	150 cm ³
- phénol.....	40 g.
- acide lactique.....	80 g.

Dissoudre la poudre de rhodoviol dans l'eau distillée, chauffée au bain-marie (50 - 60° C). Eviter la formation de grumeaux. Après dissolution complète du rhodoviol ajouter l'acide lactique et le phénol. Verser dans un récipient teinté. Laisser plusieurs jours au repos avant usage.

La solution à 48 g. de rhodoviol, moins visqueuse que celle à 52 g. est à utiliser pour les dissections sur lame.

Technique de montage :

- Eclaircir et gonfler dans le liquide A de Marc André (à chaud ou à froid) (si les pièces sont très sclérifiées on peut d'abord les traiter par la potasse mais toujours repasser par le Marc André A, avant le 2e temps, pour la neutraliser.

- Monter directement dans une goutte de P.V.A. préparé comme indiqué ci-dessus.

Le milieu étant très visqueux, on peut souvent orienter la pièce en déplaçant la lamelle mais, pour des pièces d'orientation difficiles (pièces génitales de glossines par exemple), il est préférable de mettre l'organe en place, dans la goutte de PVA, en se servant d'aiguilles montées, de laisser sécher quelques heures et de ne recouvrir avec une lamelle que lorsque le PVA a commencé à durcir.

Coloration possible :

Il n'est jamais recommandé de colorer les pièces bien chitinisées, mais c'est parfois nécessaire lorsqu'il s'agit de structures délicates, translucides. Utiliser alors la Fuchsine acide

N.B. : Bien éliminer les bulles d'air, avec une aiguille, avant de mettre la lamelle ; elles ne disparaissent pas aussi facilement que dans le baume.

Avantages et inconvénients :

Bonnes propriétés optiques permettant de voir certaines structures inapparentes dans le Baume.

Suppression de la déshydratation et rapidité d'emploi.

Possibilité de coloration.

Démontage difficile (à l'eau froide). Cependant les préparations parfaitement sèches et datant d'une dizaine d'années, mises à séjourner au moins huit jours dans l'eau froide, ont été ensuite parfaitement remontées dans l'euparal.

Il se produit parfois des ruptures de lamelles, difficilement explicables et plus fréquentes, semble-t-il, dans les régions tropicales.

Conclusion : Excellent milieu de montage, rapide, pour des préparations d'enseignement ou des déterminations de routine.

Ne pas monter ainsi des préparations rares. Préférer alors le baume du Canada ou l'euparal.

4 - Préparation et montage des genitalia de Glossines

Couper, avec de fins ciseaux, l'extrémité postérieure de l'abdomen, au niveau du 5e - 6e segment pour les femelles, du 3e - 4e segment pour les mâles et du 3e segment pour les femelles du s.g. *Austenina* (préparation du signum).

Les extrémités abdominales sont ensuite ramollies et éclaircies dans la potasse ou dans le liquide A de Marc André, (cf. p. 176 et suivantes).

La dissection se fait sous la loupe binoculaire, dans une grosse goutte de liquide A de Marc André ou de PVA déposée sur une lame, au moyen d'aiguilles montées. Dilacérer et enlever le tissu adipeux, les muscles et trachées de façon à isoler les pièces chitinisées.

Le montage se fait directement dans une solution de Rhodoviol (PVA). Les pièces sont disposées et orientées dans une goutte de ce milieu de montage placée au centre d'une lame propre. Les plaques génitales femelles et les signa des *Austenina* sont montés, à plat, en préparations minces ; les genitalia mâles en préparations plus épaisses, en position dorsoventrale pour les espèces des s.g. *Nemorhina* et *Glossina* (Fig. 75), en position latérale pour les espèces

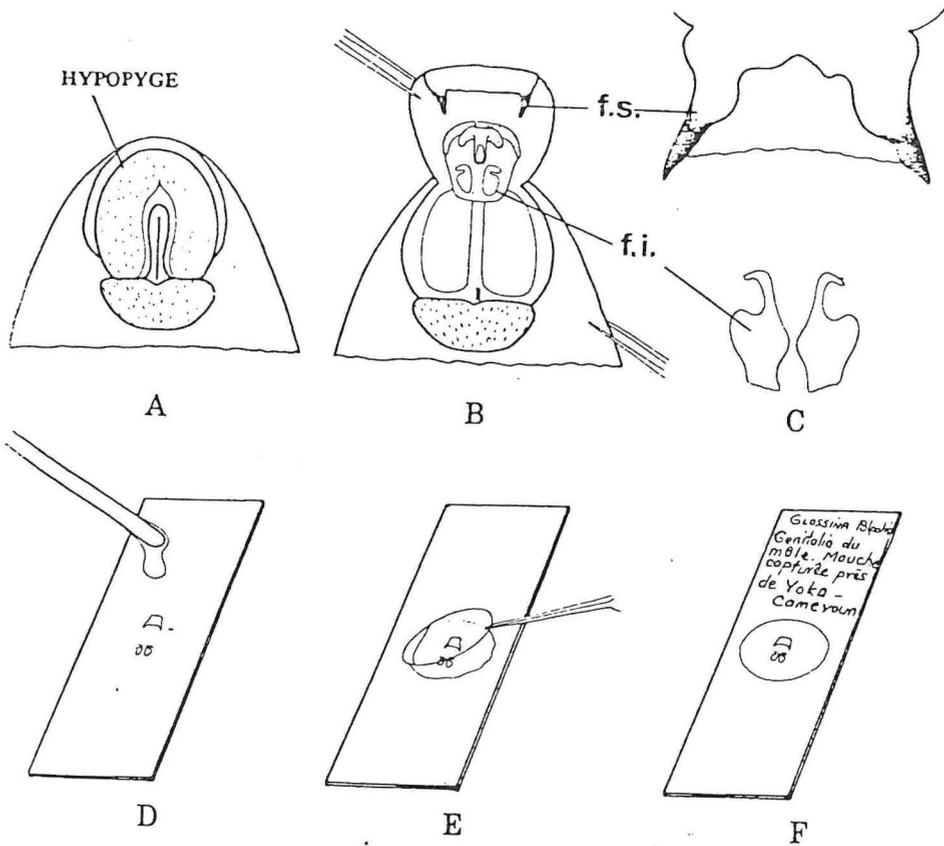


Fig. 75 - Préparation et montage des genitalia mâles.

- A - hypopyge en position de repos.
- B - hypopyge ouvert montrant les cerques (f.s.) et les paramères (f.i.).
- D - orientation des cerques et des paramères sur une lame et adjonction d'une goutte d'un milieu de montage.
- E - pose d'une lamelle ronde.
- F - étiquettage.

du s.g. *Austenina*. Laisser sècher une nuit avant de recouvrir avec une lamelle. Rajouter alors une petite goutte de rhodoviol, éliminer à l'aiguille les bulles d'air. Recouvrir d'une lamelle dont la face inférieure aura reçu au préalable une goutte de rhodoviol (ne pas emprisonner de bulles d'air).

Les organes montés doivent l'être dans la position mettant le mieux possible en évidence leur morphologie ; mais ils bougent souvent lorsque le milieu est encore liquide. Dans ce cas on peut les coller sur des fragments de lamelles placés dans la goutte de montage .

Laisser sècher la préparation, pendant plusieurs jours, à l'abri de la poussière, en ajoutant si nécessaire, de temps à autre, une goutte de rhodoviol sur les bords de la lamelle pour "nourrir" la préparation.

Le démontage éventuel des préparations peut se faire à l'eau froide.

Les pièces épaisses seront montées sur lame à concavité (ces lames sont d'un prix élevé) ou dans une "cellule" confectionnée au moyen de fragments de lamelles coupées au diamant, ou de petites bandes de carton qui forment des cales entre la lame et la lamelle.

Toujours étiqueter les préparations (étiquettes autocollantes 16 x 22 mm, ou encre de chine recouverte de vernis incolore).

Les étiquettes doivent porter les renseignements indispensables et indiquer aussi le milieu de montage utilisé (P.V.A. ; baume ; euparal...). Ceci en vue d'un démontage ultérieur.

5. Dissection de l'appareil génital d'une glossine femelle, fraîche, pour étude de l'âge physiologique

La femelle, tuée à l'éther, est disposée, sous la loupe binoculaire, sur une lame, dans une goutte de sérum physiologique. L'insecte est orienté, face ventrale vers le haut, la tête vers la gauche de l'observateur.

On maintient la partie antérieure de l'abdomen avec une aiguille montée tenue horizontalement de la main gauche. Avec une pince à dissection à pointes

émoussées, tenue de la main droite, on saisi les 2 ou 3 derniers segments abdominaux sur lesquels on exerce une traction lente et progressive, jusqu'à ce que le tégument intersegmentaire se déchire. L'appareil génital en entier, ainsi que les portions terminales de l'intestin, sont extraits et déposés sur une autre lame, dans une goutte de sérum physiologique.

Les spermathèques sont examinées aussitôt, afin d'apprécier leur degré de remplissage.

Placer ensuite l'appareil génital dans sa position normale (spermathèques et glande utérine sur le dessus, ovaire droit à droite et ovaire gauche à gauche de l'observateur). Repérer l'emplacement du plus gros follicule, déterminer et noter le nombre repère correspondant.

Les dissections suivantes (utérus, ovaires, ovarioles) sont alors effectuées au moyen d'épingles fines montées sur porte-aiguilles.

Les ovaires sont séparés de l'utérus par section de l'oviducte commun. Ouvrir la paroi de l'utérus pour examiner son contenu. Déchirer la paroi de l'ovaire en tiraillant, avec les deux aiguilles, sur l'oviducte, ou piquer les deux aiguilles entre les deux germarium d'un même ovaire et les écarter pour séparer les deux ovarioles, qui s'extraient en entier, avec leur germarium, leur ovocyte et leur tube folliculaire.

6. Dissection des glossines fraîches pour examen des organes abdominaux et du proventricule (Méthode de Willett simplifiée)

Willett a mis au point une méthode qui permet d'observer l'ensemble des organes thoraciques et abdominaux et leurs rapports anatomiques :

Après avoir sectionné pattes et ailes, plonger la mouche dans de l'alcool à 70° pour dissoudre l'enduit cuticulaire et diminuer la tension superficielle.

Poser la mouche ainsi préparée, sur le dos, dans une cuvette à dissection dont le fond a été garni de pâte à modeler ou d'un morceau de liège collé. Fixer la mouche sur ce support par deux épingles enfoncées à travers les angles antéro latéraux du thorax, et la recouvrir avec du sérum physiologique. Examiner

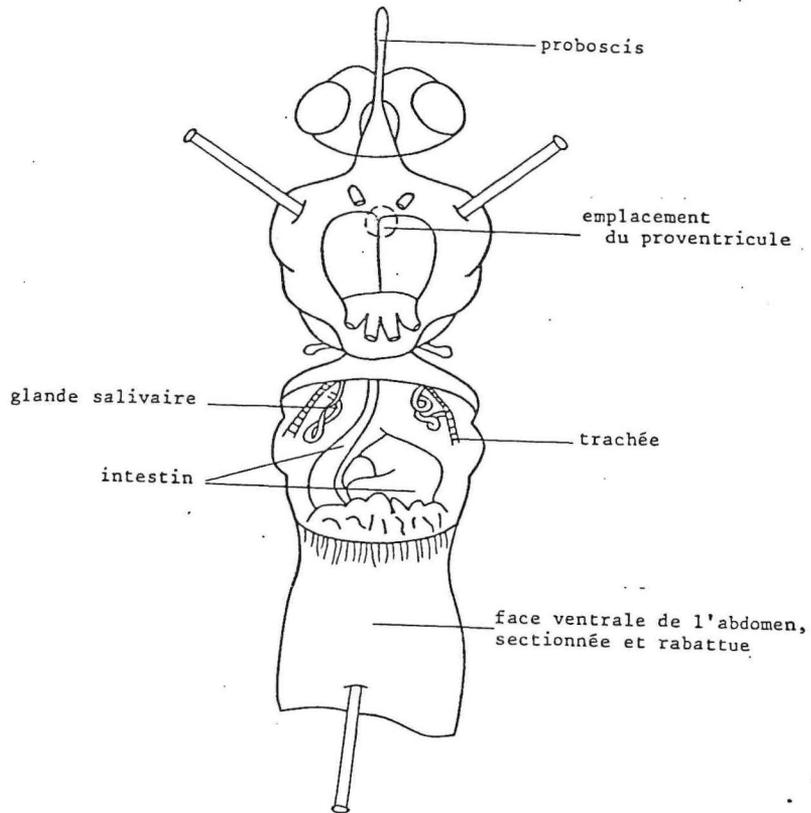


Fig. 76 - Dissection d'une glossine pour la recherche des Trypanosomes (Méthode de Willett simplifiée)

au microscope stéréoscopique. Couper, avec des ciseaux fins, une mince bande de chaque côté de l'abdomen dont l'extrémité est maintenue à l'aide d'une pince tenue de la main gauche. Ces incisions commenceront le plus en arrière possible et s'étendront en avant jusqu'aux angles antéro latéraux de l'abdomen. Cette opération n'est toutefois pas possible si la mouche est très gorgée.

Couper ensuite, avec les ciseaux, transversalement, l'extrémité antérieure de la paroi ventrale de l'abdomen, en soulevant les lames du ciseau aussi haut que possible. Cette incision, qui joint les deux incisions latérales de l'abdomen, permet de rabattre en arrière la paroi ventrale de l'abdomen. La fixer avec une épingle (Fig. 76).

Avec les ciseaux, couper ensuite toute la portion ventrale du thorax, avec les coxae, en un seul morceau. Cette incision découvre le ganglion nerveux thoracique, au-dessous duquel, et un peu en avant, se trouve le proventricule.

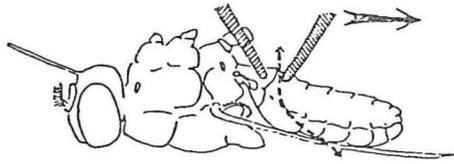
Repérer les glandes salivaires dans les deux angles antérieurs de l'abdomen. Elles reposent, assez profondément, près d'une trachée. Les saisir fermement avec une pince et les tirer doucement en arrière, une à une. Elles se rupturent assez haut. Les déposer alors sur une lame, dans une goutte de sérum physiologique et couvrir avec une lamelle.

L'intestin, le proventricule, les organes génitaux internes, mâles ou femelles sont isolés ensuite. L'intestin sera déroulé et dégagé du tissu adipeux. Le proventricule est dégagé après avoir soulevé, avec précaution, le ganglion nerveux thoracique.

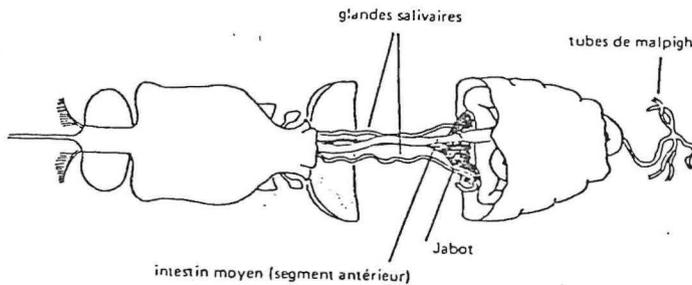
Ces différents organes sont transférés sur une ou plusieurs lames, dans une goutte de sérum physiologique, pour examen au microscope.

7. Recherche des trypanosomes chez la glossine

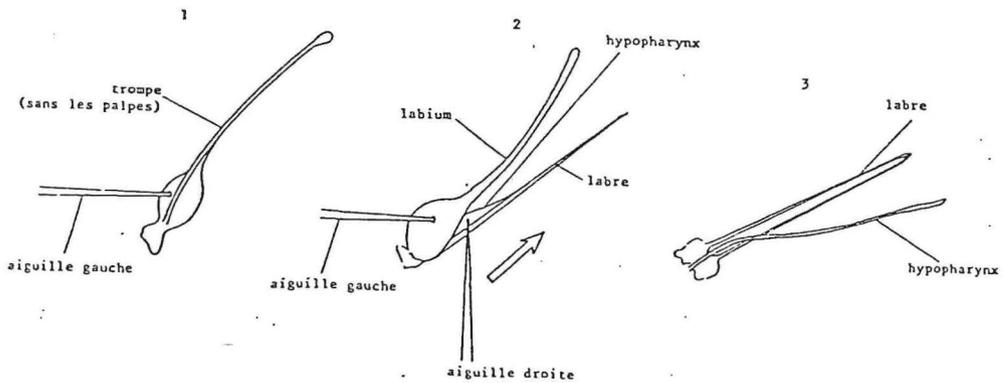
Les mouches sont disséquées vivantes ou immédiatement après avoir été tuées à l'éther (ne pas laisser les mouches dans les vapeurs d'éther, les trypanosomes risquant de disparaître rapidement). Couper les ailes et les pattes



A - Position des pinces et ligne de rupture.



B - Mise en évidence des glandes salivaires.



C - Dissection du labre et de l'hypopharynx

Fig. 77 - Recherche des trypanosomes chez la glossine.

aussi près que possible de leur insertion ou les arracher.

Placer le corps de la mouche sur une lame, dans une grosse goutte de sérum physiologique ou, mieux, de sérum glucosé à 4 p. 100 ; examiner sous la loupe binoculaire.

Orienter la glossine, sur le dos, la tête vers la gauche de l'opérateur.

Saisir de la main gauche, avec une pince légèrement émoussée, la plaque du 1er sternite abdominal et, de la main droite, avec une pince analogue, le 2e sternite abdominal en faisant en sorte que seuls les téguments soient pincés. Puis écarter lentement les 2 pinces en exerçant une traction horizontale vers la droite (Fig. 77 A).

Les téguments se déchirent alors à la jonction entre les plaques tergales et pleurales en entraînant la masse du tube digestif. La traction doit être poursuivie de telle sorte que la partie antérieure de l'intestin moyen soit bien dégagée sur 2 cm environ. Déposer si nécessaire une grosse goutte de sérum glucosé par la partie intestinale dégagée.

Les glandes salivaires sont nettement visibles dans cette goutte, le long de la partie dégagée de l'intestin moyen (Fig. 77 B). Il arrive néanmoins, surtout chez les individus ténéreux, que les glandes salivaires se recroquevillent dans les angles antéro-latéraux et l'abdomen où elles sont également bien visibles.

Ainsi dégagées, elles peuvent être extraites par traction. Elles se rompent au niveau du proboscis. Elles sont alors déposées dans une goutte de sérum physiologique ou glucosé sur une lame propre, recouverte d'une lamelle et examinée au microscope à contraste de phase.

Continuer la dissection en créant un volet thoracique par traction sur les coxas postérieures, ou mieux, par section aux ciseaux de la partie sternale du thorax, sous les coxas, pour dégager le proventricule qui peut alors être prélevé.

L'intestin est ensuite déroulé jusqu'au rectum, Le sectionner en trois endroits : au niveau du rectum, à l'insertion des tubes de Malpighi et le plus haut possible dans la partie antérieure. Les deux segments ainsi obtenus sont montés séparément, dans une goutte de sérum physiologique ou glucosé, et recouverts d'une lamelle que l'on fait pivoter autour de son centre pour homogénéiser la préparation. Examiner au microscope au contraste de phase.

Saisir ensuite le proboscis, par le bulbe de la théca, avec des pinces, l'arracher de la tête et le disposer en entier, mais sans les palpes, sur une lame, dans une goutte de sérum physiologique ou glucosé.

Percer, avec une aiguille tenue de la main gauche, le bulbe de telle sorte que le proboscis tourne et repose face supérieure en dessus. Introduire une aiguille tenue de la main droite entre le bulbe et le labre, puis la faire glisser vers l'avant de façon à séparer le labre du labium. Séparer de même l'hypopharynx du labium (fig. 77 C). Enlever le labium de la préparation.

Placer une lamelle sur l'ensemble labre hypopharynx et examiner au microscope.

Colorations

On obtient des préparations définitives en écrasant, entre lame et lamelle, les organes disséqués. Retirer doucement la lamelle, la gratter avec un scalpel et mélanger le produit de raclage avec les organes restés sur la lame. Sècher à l'air et colorer au Giemsa simple après fixation par l'alcool méthylique, ou au May-Grundwald-Giemsa.

Consignation des résultats

Noter, sur des fiches d'examen :

- la date et le lieu de capture des mouches,
- l'espèce de glossine et son sexe,
- la présence, ou l'absence, de trypanosomes dans :
 - l'hypopharynx et le labre,
 - les glandes salivaires,
 - l'intestin moyen,
 - l'intestin postérieur.

REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES

Ouvrages généraux

- AUSTEN E.A. - A Handbook of the tsetse-flies (Genus Glossina), 1911
Johson reprint corporation, New-York, 1966
- BUXTON P.A. - The natural history of tsetse flies
London School of Hygiene and Tropical Medicine, Memoir n° 10,
1955. Lewis and C° Ltd. London : 816 p.
- FORD J. - The role of the trypanosomiasis in African Ecology. A study of the
tsetse-fly problem
Oxford University Press, 1971, 568 p.
- HEGH E. - Les tsé-tsé. Tome I
Bruxelles, 1929 - 741 pages
- ITARD J. - Les trypanosomoses animales africaines, in TRONCY P.M., ITARD J.,
MOREL P.C. - Précis de Parasitologie vétérinaire Tropicale. Paris.
Ministère de la Coopération et du Développement, 1981 - 717p.
(Coll. Manuels et précis d'élevage I.E.M.V.T., n° 10)
- MACHADO DE BARROS A. - Revision systématique des glossines du groupe *palpalis*
(Diptera) Publ. cult. Comp. Diam. Angola, Lisboa, n° 22, 1954,
189 p.
- MACHADO DE BARROS A. - Nouvelles contributions à l'étude systématique et biogéo-
graphique des glossines (Diptera)
Publ. cult. Comp. Diam. Angola, Lisboa, n° 46, 1959, 90 p.
- MULLIGAN H.W. - The African trypanosomiasis.
G. Allen & Unwin Ltd, London, 1970, 950 p.

- POLLOCK J.N. (éd.) - Manuel de lutte contre la mouche tsétsé - 3 volumes
(vol. 1 = 308 p. ; vol. 2 = 114 p ; vol. 3 = 142 p.).
Organisation des Nations Unies pour l'Alimentation et
l'Agriculture - Rome - 1982.
- POTTS W.H. - Glossinidae, in Insects and other arthropods of medical importance.
Edited by K.G.V. Smith The trustees of the British Museum.
London, 1973, pp. 209-249.
- ROUBAUD E. - La *Glossina palpalis*. Sa biologie, son rôle dans l'éthiologie des
trypanosomiases.
Thèse de Doctorat es Sciences Naturelles, Paris, 1909.
- SMITH K.G.V. - Insects and other arthropods of medical importance
The trustees of the British Museum (Natural History) London
1973 - 561 pages.
- ZUMPT F. - Die Tsetsefliegen
Ihre Erkennungsmerkmale, Lebensweise und Bekämpfung. Jena :
G. Fischer, 1936 - 144 pages.