



Je dédie ce travail à :

-toute ma famille ;

-tous mes proches parents ;

-tous mes amis.

Remerciements

Au terme de ce stage, nous tenons à exprimer nos sincères remerciements à tous ceux qui ont contribué à la réalisation du présent mémoire. Nous remercions principalement:

- ❖ l'ensemble du corps professoral de l'IDR pour la qualité des enseignements qu'il nous a dispensés, en particulier le Dr Boureima DIARRA notre directeur de mémoire, pour sa disponibilité et ses conseils pour la bonne marche de notre stage;
- ❖ le Dr Valentine C.YAPI-GNAORE Directrice Générale du CIRDES pour nous avoir accueillis au CIRDES pour notre stage;
- ❖ le Dr Jean Baptiste RAYAISSE et le Dr Philippe SOLANO nos encadreurs pour leur disponibilité et leur détermination pour le bon déroulement de notre stage malgré leurs multiples occupations;
- ❖ le Dr Zakaria BENGALY (Directeur Scientifique du CIRDES) et le Dr Hassan ADAKAL (chef de l'URBIO) pour leurs appuis et leurs conseils;
- ❖ le Dr Ernest SALOU pour son soutien, ses encouragements et sa détermination pour la bonne marche de ce travail;
- ❖ Messieurs Wilfrid YONI ; Guy SANOU ; Bakoffi OUATTARA ; Céné BILA ; Simon Pierre KABORE ; Pacôme Sié KIOYE; Issiaka BARRY ; Fabien DOFINI ; Denis OUEDRAOGO pour leur soutien et leurs enseignements sur les glossines;
- ❖ M. Laurent SAVADOGO chef de maintenance du CIRDES pour sa disponibilité et ses conseils;
- ❖ Madame SOURA la documentaliste, pour ses conseils;
- ❖ tous les stagiaires du CIRDES pour leur esprit de fraternité ;
- ❖ tous les étudiants de l'IDR et en particulier ceux de notre promotion ;
- ❖ tous les étudiants de l'Université Polytechnique de Bobo-Dioulasso pour l'esprit de fraternité qui nous animait durant toutes ces années ;
- ❖ enfin toute la grande famille TRAORE et surtout ma mère et mon père.

Table des matières

Dédicace.....	i
Remerciements.....	ii
Table des matières.....	iii
Résumé.....	v
Abstract.....	vi
Sigles et abréviations.....	vii
Liste des tableaux.....	viii
Liste des figures.....	ix
Liste des annexes.....	x
Introduction.....	1
PARTIE I : Synthèse Bibliographique.....	3
CHAPITRE I : Généralités sur les glossines.....	4
I.1. Distribution des Glossines.....	5
I.2. Systématique.....	7
I.3. Morphologie.....	10
I.4. Anatomie de l'appareil digestif.....	13
I.5. Biologie.....	15
I.5.1. Cycle de développement.....	15
I.5.2. Alimentation chez les tsé-tsé.....	18
I.5.2.1. Hôtes nourriciers.....	18
I.5.2.2. Importance de l'alimentation sanguine.....	19
I.5.2.3. Nutrition.....	20
I.5.2.4. Besoins énergétiques.....	21
CHAPITRE II : Lutte Antivectorielle.....	24
II.1. Méthodes de lutte antivectorielle.....	25
II.1. 1. Méthodes non chimiques.....	25
II.1. 2. Méthodes chimiques.....	28
II.2. Elevage des glossines au laboratoire.....	28
II.2.1. Importance de l'élevage des glossines au laboratoire.....	29
II.2.2. Conditions climatiques générales d'élevage.....	29

II.2.3. Technique d'alimentation.....	30
II.2.4. Technique de reproduction.....	31
PARTIE II : Etude expérimentale.....	33
CHAPITRE I : Matériels et méthodes.....	34
I.1. Matériels.....	35
I.1.1. Site de l'étude.....	35
I.1.2. Matériel biologique.....	35
I.1.3. Besoins en matériels techniques.....	35
I.2. Méthodes.....	36
I.2.1. Les glossines de laboratoire (insectarium).....	36
I.2.2. Test à l'antrone.....	36
I.2.2.1. Préparation du réactif.....	36
I.2.2.2. Dissection des glossines.....	37
I.2.2.3. Procédure du test.....	37
CHAPITRE II : Résultats et discussion.....	38
II.1. Résultats.....	39
II.1.1. Mise au point de la méthode de détection du sucre chez les tsé-tsé.....	39
II.1.1.1. Effet de la concentration de l'antrone sur la détection du glucose.....	39
II.1.1.2. Détection du sucre.....	39
II.1.1.3. Test sur les glossines.....	40
II.1.2. Cinétique de digestion du glucose chez les tsé-tsé.....	41
II.1.2.1. Estimation en fonction du temps.....	41
II.1.2.2. Effet des doses de glucose sur la survie des tsé-tsé.....	42
II. 2. Discussion.....	43
Conclusion et perspectives.....	46
Références bibliographiques.....	47
ANNEXES.....	I

Résumé

Les glossines sont des diptères dont les deux sexes sont hématophages. Cependant il a été observé chez certains diptères hématophages tels que les simulies, les phlébotomes et les anophèles que l'alimentation sucrée constitue un apport considérable en termes d'énergie. Chez les glossines, plusieurs observations sur la biologie suggèrent l'utilisation d'une source énergétique supplémentaire à part le sang, à savoir le sucre. A cet effet, la méthode de détection du sucre connue sous le nom de « cold anthrone test » (méthode colorimétrique couramment utilisée pour la détection du sucre chez les moustiques) a été mise au point pour la détection du glucose et l'étude de la cinétique de digestion du glucose chez les tsé-tsé au laboratoire. Des glossines mâles (*Glossina palpalis gambiensis*) et femelles (*Glossina morsitans submorsitans*) ont été disséquées dans le but de réaliser cette étude. Un premier test nous a permis de déterminer la concentration minimale de glucose à laquelle l'anthrone réagit et de savoir que la concentration de l'anthrone dans la solution n'influence pas ses capacités de détection du sucre. Après cette mise au point, un deuxième test fut réalisé en vue de l'étude de la cinétique de digestion du glucose. Le principe de ce test consistait à incuber pendant au moins 30mn dans un tube eppendorf un mélange de 0,5ml de solution d'anthrone et un abdomen (ou un tube digestif) de glossine obtenu après dissection. Les facteurs considérés ont été la positivité du test (virage de la solution du jaune citron au vert ou au bleu) d'une part et d'autre part le temps de séjour du glucose au sein de la glossine à partir de l'instant où la prise alimentaire (sang glucosé) a été effectuée.

Des différences ont été observées quant à la digestion du glucose avec *G. p. gambiensis* mâle et *G. m. submorsitans* femelle. En effet, *G. p. gambiensis* mâle digérait plus rapidement les concentrations élevées de glucose (10g de glucose/100ml de sang) par rapport à *G. m. submorsitans* femelle. Ainsi, le temps maximal de digestion du repas sucré par la glossine était de 72 heures pour *G. p. gambiensis* mâle et de 96 heures pour *G. m. submorsitans* femelle. Le test à l'anthrone effectué avec la plus faible concentration de glucose (1g de glucose/100ml de sang) était positif avec *G. p. gambiensis* mâle et négatif avec *G. m. submorsitans* femelle dont le seuil le plus bas de détection par l'anthrone était de 3g de glucose/100ml de sang.

La remarque générale était que les glossines mâles et femelles sont capables de digérer le glucose en milieu contrôlé. La confirmation de la prise de repas sucré par les glossines apportera de nouvelles connaissances sur les tsé-tsé et une adaptation des méthodes de lutte antivectorielle.

Mots clés : Mouche tsé-tsé, alimentation sucrée, anthrone, lutte antivectorielle

Abstract

Tsetse flies are diptera, for which both sexes are known to be haematophagous. However, it was already observed that some haematophagous diptera, such as black flies, phlebotomus and anopheles took a great part of the energy from sugar meals. Some observations on tsetse biology also suggested that this was the case with tsetse flies and that lead to the “Cold anthrone test”(colorimetric method commonly used for the detection of sugar in mosquitoes) for the detection of glucose and the kinetics of its digestion in laboratory’s tsetse.

Males of *Glossina palpalis gambiensis* and females of *Glossina moritans submorsitans*, both from the CIRDES tsetse colony were used for this purpose. In a first step, different solutions of glucose were tested to determine the lowest concentration of glucose at which the anthrone test is effective. In addition, tests were conducted to know if the anthrone concentrations had an influence on the glucose detection.

A second test was then conducted to follow up the kinetics of the glucose in *Glossina*. It consisted in incubating for at least 30 minutes in an eppendorf tube, a mixture of 0.5ml of anthrone containing an abdomen or a digestive tube of tsetse fly. The test was positive if the solution colour changed from yellow to green or blue and the kinetics was determined starting from the time of feed intake.

Tsetse from both species showed positive reactions but a difference was observed in the kinetics, as digestion of high concentration of glucose (10g of glucose/100ml of blood) was faster in *G. p. gambiensis* than in *G. m. submorsitans*. The longest time of digestion of glucose by the tsetse was 72 hours for *G.p. gambiensis* and 96 hours for *G. m. submorsitans*. In addition, while positive reaction was obtained with low concentration of glucose (1g of glucose/100ml of blood) for *G.p. gambiensis*, higher concentration was necessary for *G. m. submorsitans* (3g of glucose/100ml of blood).

The global observation was that tsetse of both sexes were able to digest glucose in controlled laboratory conditions. This confirmation of tsetse capacity to feed on sugar will help for a better understanding of tsetse behaviour and may be used to adapt vector control strategies.

Key words: Tsetse fly, sugar meal, anthrone test, vector control

Sigles et abréviations

Ab	: abdomen ;
AIEA	: Agence Internationale de l'Energie Atomique;
C	: Concentration
CIRDES	: Centre International de Recherche-Développement sur l'Elevage en zone Subhumide ;
FAO	: Food and Agriculture Organization of the United Nations;
g	: gramme
<i>G. m. submorsitans</i>	: <i>Glossina morsitans submorsitans</i> ;
<i>G. p. gambiensis</i>	: <i>Glossina palpalis gambiensis</i> ;
IRD	: Institut de Recherche pour le Développement;
ml	: millilitre
OC	: Octénol Crésol
PAAT	: Programme Against African Trypanosomosis self-stocking of production cages
PATTEC	: Campagne Panafricaine d'Eradication des Tsé-tsé et des Trypanosomoses
POCA	: P = 3-n-propylphenol; O= 1-octen-3-ol; C = 4-methylphenol; A = acetone
SAT	: Systèmes d'Attractifs Toxiques;
SSPC	: Self Stocking of Production Cages ;
t	: temps
TAA	: Trypanosomose Animale Africaine;
THA	: Trypanosomose Humaine Africaine;
Td	: tube digestif.
TIS	: Technique de l'Insecte Stérile;
UA	: Union Africaine

Liste des tableaux

Tableau 1: Systématique des espèces et sous espèces de glossines. (Leak 1999)	8
Tableau 2: Espèces de glossines et leurs hôtes nourriciers (Pollock, 1982).....	19
Tableau 3: Résultats du test in vitro de différentes solutions glucosées avec l’anthrone C0 .	40
Tableau 4: Résultats du test sur les glossines avec l’anthrone C0	40
Tableau 5: Etude de la cinétique de digestion du glucose avec <i>G. p. gambiensis</i> et <i>G. m. submorsitans</i>	42

Liste des figures

Figure 1: Carte de répartition géographique des glossines en Afrique (source: FAO, 1998)...	6
Figure 2: Armature génital	9
Figure 3: Clef de distinction des trois sous genres.....	10
Figure 4: Représentation schématique d'une glossine vue par sa face dorsale, ailes écartées. (Pollock, 1982).....	11
Figure 5: Représentation schématique d'une glossine vue par sa face latérale, ailes repliées. (Pollock, 1982).....	11
Figure 6: Glossine vue par sa face dorsale, ailes repliées. (Pollock, 1982)	12
Figure 7: Système digestif d'une glossine (IRD, 2000).....	14
Figure 8: Schéma du cycle de reproduction d'une glossine: (Cuisance, 1989).....	17
Figure 9: Ecran réduit moustiquaire bleu moustiquaire	27
Figure 10: Piège flottant.....	26
Figure 11: Des glossines en alimentation sur plaque chauffante à travers une membrane de silicone.	31

Liste des annexes

Annexe 1 : Tableau de suivi du test à l’anthrone traitement-témoin.....	II
Annexe 2 : Tableau de suivi du test à l’anthrone traitement	III
Annexe 3 : Tableau de suivi du test à l’anthrone témoin	IV
Annexe 4 : Classification zoologique des glossines.....	V
Annexe 5 : Distribution des différentes espèces des trois sous genres de glossines.	VI
Annexe 6 : Décoloration des solutions avec le test à l’anthrone	VII

Introduction

Les trypanosomoses africaines affectent aussi bien les hommes que les animaux et font peser une lourde menace sur la santé publique. Elles imposent ainsi de graves entraves à la production animale et au développement agricole d'une vaste partie de l'Afrique, couvrant environ 10 millions de km² (Pollock, 1982). La famine et la pauvreté persistent en Afrique subsaharienne rurale où un grand nombre des communautés affectées pourraient produire suffisamment d'aliments pour se nourrir et même pour vendre si cette contrainte était levée. La présence de ces maladies et leurs vecteurs les glossines empêchent un élevage et une agriculture mixte optimaux et productifs, ce qui résulte en une production alimentaire locale inadéquate (Dargie, 2006).

La mouche tsé - tsé ou glossine, diptère dont les deux sexes sont hématophages, s'attaque à l'homme et au bétail en leur transmettant des parasites du genre *Trypanosoma*, responsables des trypanosomoses humaines (THA) et animales (TAA) en Afrique. Chez les glossines, l'alimentation sanguine constitue jusqu'à présent la seule source connue pour acquérir les ressources énergétiques nécessaires à leur survie et à leur reproduction. Par ailleurs, il a été observé que chez certains diptères hématophages (simulies, phlébotomes et anophèles), le repas sucré d'origine végétale (nectar des fleurs, sécrétions végétales et fruits mûrs) est utilisé comme une alimentation supplémentaire dans le régime des femelles hématophages. L'alimentation non sanguine représente une composante importante des besoins énergétiques de ces diptères. Hocking (1953) suggère que l'énergie produite à partir du nectar floral est destinée exclusivement pour le vol. Le repas de jus sucré représente la première nourriture prise par la femelle de *Culex pipiens fatigans* (vecteur majeur de la filariose de Bancroft en Afrique intertropicale) après l'éclosion imaginale. La femelle gravide prend également un repas de jus sucré avant la ponte, ce qui lui permet probablement de mieux supporter le « stress » de l'oviposition (Meillon et al., 1967).

Pour ce qui est des mouches tsé-tsé, l'alimentation sucrée n'a pas encore été mise en évidence. Cependant plusieurs observations sur leur biologie suggèrent l'utilisation d'une source énergétique supplémentaire. Nayer et Van Handel (1971) ont suggéré que les glossines sont capables de digérer le glucose au laboratoire. Egalement, des études sur les attractifs olfactifs ont prouvé que les mouches tsé-tsé étaient attirées par certaines odeurs isolées de végétaux, en l'occurrence des feuilles et fleurs de *Lantana camara* (Syed et Guerin, 2004), ce qui pourrait laisser penser que cela s'apparente à une recherche de plantes pour un refuge ombragé par exemple, ou pour une alimentation. C'est face à tous ces questionnements qu'est

apparue l'idée de mener des investigations orientées sur le comportement alimentaire des glossines, afin d'établir si elles disposent d'une autre source de nutrition à part le sang, en l'occurrence le sucre.

L'objectif général de l'étude est de mettre en évidence une éventuelle alimentation sucrée chez les glossines avec les objectifs spécifiques suivants :

- Etablir la possibilité de détecter les repas sucrés chez les glossines à l'insectarium ;
- Déterminer la durée de digestion du glucose des glossines au laboratoire.

Ces différents aspects seront évoqués en deuxième partie, après une première partie de synthèse bibliographique sur les glossines et la lutte antivectorielle.

PARTIE I : Synthèse Bibliographique

CHAPITRE I : Généralités sur les glossines

I.1. Distribution des Glossines

Les glossines où mouches tsé-tsé, se rencontrent seulement en Afrique Subsaharienne. Selon la FAO, 1998 cité par Kam (2003), la limite nord de l'aire de répartition suit approximativement 15° de latitude nord et la limite sud correspond à peu près à 20° latitude sud et s'infléchit le long de la côte orientale de l'Afrique pour descendre jusqu'au 30^{ème} degré latitude sud (Figure 1). Leur densité est variable selon l'espèce mais aussi au cours des saisons. Elle augmente en début de saison hivernale, dévient maximale en milieu de saison et décroît en saison sèche et froide pour atteindre un niveau bas en saison sèche et chaude (Bouyer et al., 2005). Les zones à glossines s'étendent sans interruption d'un pays à l'autre par-delà les frontières nationales (Pollock, 1982).

Le groupe *palpalis* est principalement confiné aux régions très humides de l'Afrique, les marais à palétuviers (mangrove), la forêt ombrophile, les rives des lacs et les forêt-galeries longeant les rivières. Les individus de ce groupe ne s'éloignent guère de l'eau (rivières et lacs) même lorsqu'ils pénètrent dans des zones plus humides. Toutefois, là où l'humidité ambiante est plus importante, il est possible qu'ils s'éloignent davantage des étendues d'eau. La sous-espèce *G. palpalis gambiensis* occupe la végétation ripicole de l'Afrique subhumide ou humide (Pollock, 1982).

Les espèces du groupe *morsitans* ne vivent pas dans les régions les plus humides (forêt ombrophile, marais), mais se rencontrent dans une grande partie de la savane africaine (savane arborée, savane boisée et les forêts claires). Leur répartition semble être limitée par la rigueur de l'hiver dans le sud et l'altitude (Zimbabwe, Botswana) et la chaleur sèche dans le nord de l'Afrique occidentale et de l'Afrique centrale. Lorsque les conditions climatiques sont moins rigoureuses, leur répartition peut être limitée par la rareté du gibier sur lequel elles se nourrissent ainsi que par l'absence d'arbres. *G. morsitans* est l'espèce la plus répandue, sa répartition n'est pas connue avec exactitude dans tous les pays. La sous-espèce *G. m. submorsitans* s'étend sur une zone très vaste mais fragmentée dans toute l'Afrique occidentale, le sud du Soudan, le nord de l'Ouganda et le sud-ouest de l'Ethiopie (Pollock, 1982).

Le groupe *fusca* offre trois principaux modes de répartition : *G. longipennis* une espèce confinée au Soudan (pointe sud-est), en Ethiopie (frontière méridionale), en Somalie, au Kenya et en Tanzanie (région nord-est). Elle vit généralement dans des régions plutôt sèches. *G. brevipalpis* est une espèce très largement distribuée dans les régions orientales d'Afrique, de l'Ethiopie et de la Somalie au nord, au Mozambique et au sud de l'Afrique du Sud. Elle occupe un vaste secteur à l'ouest du lac Tanganyika au Zaïre. Les autres espèces du groupe

fusca se limitent aux régions où la forêt est plus épaisse. Son mode de répartition rappelle donc plutôt celui de *G. palpalis*/*G. fuscipes* à cette différence près que les mouches du groupe *fusca* ne pénétrant pas en général très profondément dans la forêt-galerie, leur répartition est plus limitée que celle du couple précité (Pollock, 1982).

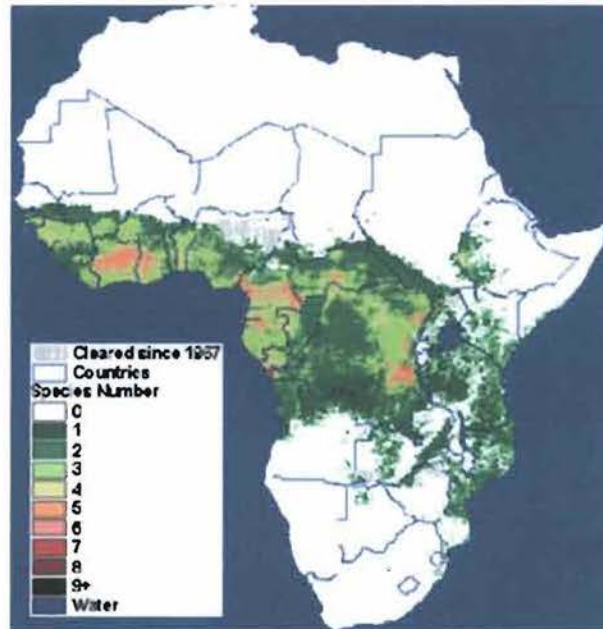


Figure 1: Carte de répartition géographique des glossines en Afrique (source: FAO, 1998).

I.2. Systématique

Les glossines ou mouche tsé-tsé sont des arthropodes appartenant à la famille des *Glossinidae* et au seul genre *Glossina* (Wiedeman, 1930). Elles font partie de la classe des insectes et appartiennent à l'ordre des Diptères Brachycères dont la principale caractéristique est la possession d'une paire d'ailes. La systématique de ce genre est basée sur la taille et la morphologie des membres, le nombre, la forme et la pilosité des plaques entourant la vulve et l'anus des femelles et la forme de l'appareil génital mâle (Figure 2). Le genre *Glossina* regroupe 3 sous-genres qui se composent comme suit (tableau 1):

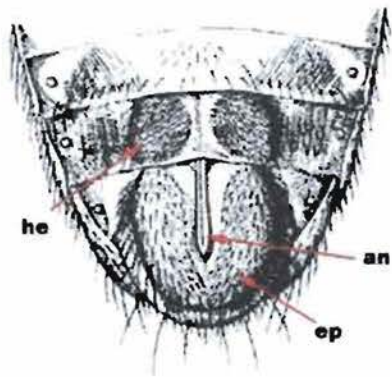
-Le sous-genre *Nemorhina*, (Robineau-Desvoidy, 1830); rassemble 9 espèces et sous-espèces. Les espèces de ce sous-genre sont de petite taille (6 à 8 mm) ou de taille moyenne (8 à 10 mm). Leur abdomen est brun-noir ou avec des taches sombres sur fond clair grisâtre. Dans ce sous-genre, les tarsi des pattes postérieures sont recouverts de poils bruns ou noirs. Les femelles ont six plaques au niveau de leur appareil reproducteur: une paire de plaques dorsales (formes triangulaires), une plaque médiodorsale (petite), une paire de plaques anales (convexes) et une plaque sternale (en forme de mamelon). Toutes les espèces de ce sous genre vivent dans des végétations ligneuses à proximité de l'eau ;

-Le sous-genre *Glossina* (Zumpt, 1935), constitué de 7 espèces et sous-espèces. Ces espèces sont de taille moyenne (8 à 10mm). Leur abdomen porte des tâches sombres sur fond clair jaunâtre, et seuls les deux derniers tarsi des pattes postérieures sont recouverts de poils. On ne retrouve pas de plaques dorsales au niveau du genitalia femelle et les plaques anales sont fusionnées. Les espèces de ce sous-genre vivent surtout dans les végétations denses des savanes. Elles sont moins inféodées à l'eau ;

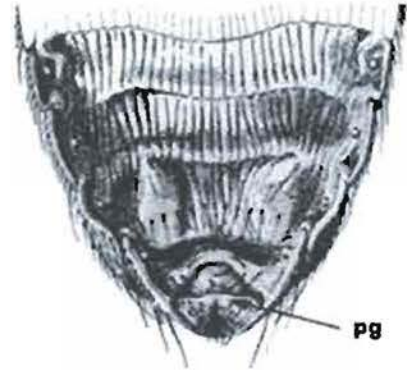
-Le sous-genre *Austenina* (Townsend, 1921), comprend 15 espèces et sous-espèces. Ce sont des espèces de grande taille (11 à 16mm), avec un abdomen de teinte uniforme plus ou moins claire. Les tarsi des pattes postérieures ont seulement les deux derniers segments qui sont colorés en brun ou brun-noirâtre. On remarque l'absence de la plaque médiodorsale au niveau du genitalia femelle. Ces espèces vivent dans les forêts denses et ont très peu d'incidence connue sur l'élevage.

Tableau 1: Systématique des espèces et sous espèces de glossines (Leak 1999).

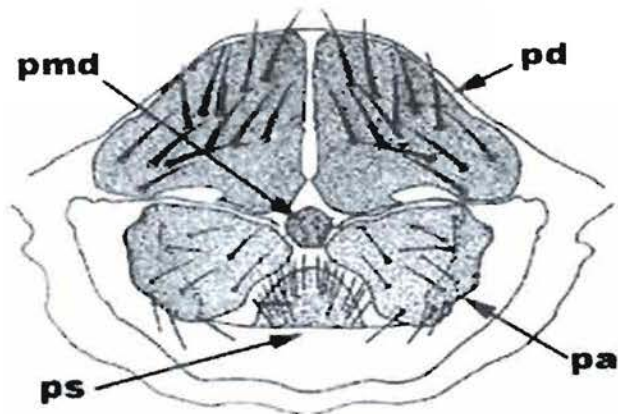
Sous-genres	<i>Nemorhina</i>	<i>Glossina</i>	<i>Austenina</i>
	<ul style="list-style-type: none"> ● Taille moyenne (8-10mm) ● Abdomen brun noir ● tarse pattes postérieures brun foncées ou noires ● ♂ forcipule > reliés par une membrane connective ; extrémité distale séparée (Fig.3) ● ♀ 6 plaques génitales avec plaque medio dorsale ● signum uteral absent ● Génotype: 3 paires des chromosomes 	<ul style="list-style-type: none"> ● Taille moyenne (8-10mm) ● Abdomen Jaunâtre +taches sombres ● 2 derniers segments des pattes postérieures noirs ● ♂ forcipule > renflé à l'apex et relié par une membrane connective (Fig.3) ● ♀ 6 plaques génitales absence de plaques dorsales ● signum uteral absent ● Génotype: 6 paires de chromosomes+2 chromosomes surnuméraires 	<ul style="list-style-type: none"> ● Taille 11-14mm ● Abdomen brun ±clair ● 2 derniers segments des pattes postérieures, Brun ou brun noirâtre ● ♂ forcipule > libres (Fig.3) ● ♀ 5 plaques génitales avec présence de plaques medio dorsale ● présence de signum uteral Génotype : 6 chromosomes étudiés chez deux espèces (<i>G. fusca congolensis</i>- <i>G. brevipalpis</i>)
Espèces et sous espèces	<p>1.a) <i>G. palpalis gambiensis</i> Robineau Desvoidy. 1830</p> <p>1.b) <i>G. palpalis gambiensis</i> Vanderplank 1949</p> <p>2) <i>G. tachinoides</i> Westwood.1850</p> <p>3.a) <i>G. pallicera</i> Bigot.1891</p> <p>3.b) <i>G. pallicera newsteadi</i> Austen.1929</p> <p>4.a) <i>G. fuscipes</i> Newstead,1910</p> <p>4.b) <i>G. fuscipes martini</i> Zumpt, 1935</p> <p>4.c) <i>G. fuscipes quanzensis</i> Pires, 1948</p> <p>5) <i>G. caligenea</i> Austen, 1911</p> <p>Cinq (05) espèces Quatre(4) sous espèces</p>	<p>1) <i>G. longipalpis</i> Wiedman,1830</p> <p>2.a) <i>G. morsitans morsitans</i> Westwood ,1830</p> <p>2.b) <i>G. morsitans centralis</i> Machado, 1970</p> <p>2.c) <i>G. submorsitans</i></p> <p>3) <i>G. pallidipes</i> Austen,1903</p> <p>4) <i>G. austeni</i> Newstead,1912</p> <p>5) <i>G. swinnertoni</i> Austen, 1923</p> <p>Cinq (05) espèces Deux(2) sous espèces</p>	<p>1.a) <i>G. fusca fusca</i> Walker,1849</p> <p>1.b) <i>G. fusca congolensis</i> Newstead&Evans.1921</p> <p>2.a) <i>G. nigrofusca nigrofusca</i> Newstead,1910</p> <p>2.b) <i>G. nigrofusca hopkinsi</i> Van Emden,1944</p> <p>3) <i>G. fuscipleuris</i> Austen,1911</p> <p>4) <i>G. severini</i> Newstead,1911</p> <p>5) <i>G. vanhoofi</i> Henrard,1952</p> <p>6) <i>G. nashi</i> Potts.1955</p> <p>7) <i>G. tabaniformis</i> Weswood,1850</p> <p>8) <i>G. longipenis</i> Corti,1895</p> <p>9) <i>G. brevipalpis</i> Newstead,1910</p> <p>10) <i>G. medicorum</i> Austen, 1911,</p> <p>11) <i>G. schewtzi</i> Newstead&Evans, 1922</p> <p>12) <i>G. haningtoni</i> Newstead&Evans,1922</p> <p>13) <i>G. frezili</i> Gouteux, 1986</p> <p>Treize (13) espèces Deux(2) sous espèces</p>



A



B



C

Figure 2: Armature génitale de glossine

A Mâle, B femelle, C plaques génitales (pg),
 Hector (he) ; epandrium : (ep) ; anus : (an) ; Plaque dorsale : (pd) ; plaque medio dorsale : (pmd)
 plaque anale : (pa) plaque sternale : (ps) (Leak 1999)

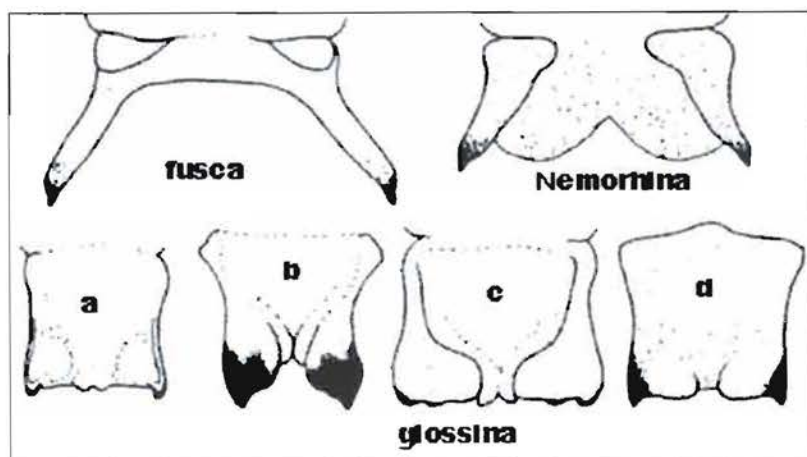


Figure 3: Clef de distinction des trois sous genres selon les pièces buccales

a/ *G. austeni*; b/ *G. longipalpis*; c/ *G. morsitans*; d/ *G. pallidipes* (Pollock 1982)

I.3. Morphologie

Les glossines ou mouches tsé-tsé sont des insectes diptères allongées, robustes, de coloration brune, leur longueur est comprise entre 6 et 16 mm. En général, les mâles ont une taille plus petite que les femelles. Leur morphologie diffère de la plupart des autres Muscidae par l'adaptation de leurs pièces buccales à la piqûre, ce qui les range classiquement dans le groupe des "muscoïdes piqueurs" auquel appartiennent les stomoxinae. L'aile de la glossine constitue pour elle une "carte d'identité" et se caractérise par la présence d'une cellule distale en forme de hache (Itard, 1986). Au repos, la mouche tsé-tsé a généralement l'air assez mince car ses ailes sont repliées l'une sur l'autre (Pollock, 1982) et son corps se compose de trois parties principales à savoir la tête, le thorax et l'abdomen (figure 4) :

-La tête comprend deux yeux associés à trois ocelles. Les antennes ont une forme caractéristique : elles sont composées de trois articles dont le troisième porte l'arista. La base des antennes est entourée par la suture ptilinal (Balenghien, 2003). Les pièces buccales comprennent le proboscis et les palpes maxillaires. Les palpes maxillaires jouent le rôle de protecteur de la trompe (figure 5) ;

-Le thorax porte les segments respiratoires, une paire d'ailes caractérisée par une cellule distale en forme de hache, une paire de balanciers et trois paires de pattes (figure 6) ;

-L'abdomen comprend 8 segments dont sept (7) visibles en position dorsale. Chaque segment est composé de tergite dorsal rigide, sternite ventral souple et pourvu d'une paire de stigmates respiratoires (figure 5). Le 8^{ème} segment comprend le genitalia, appareil reproducteur externe du mâle et de la femelle, dont la forme et la dimension sont caractéristiques des espèces et sous-espèces.

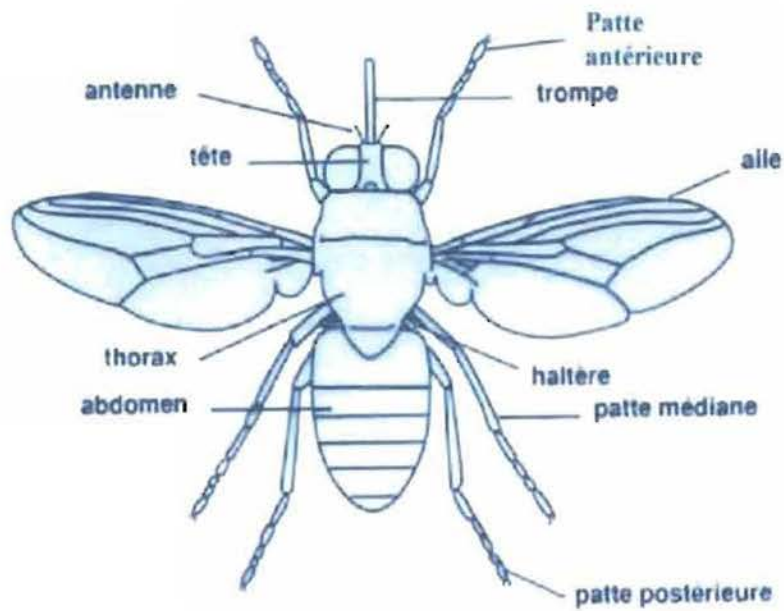


Figure 4: Représentation schématique d'une glossine vue par sa face dorsale, ailes écartées. (Pollock, 1982)

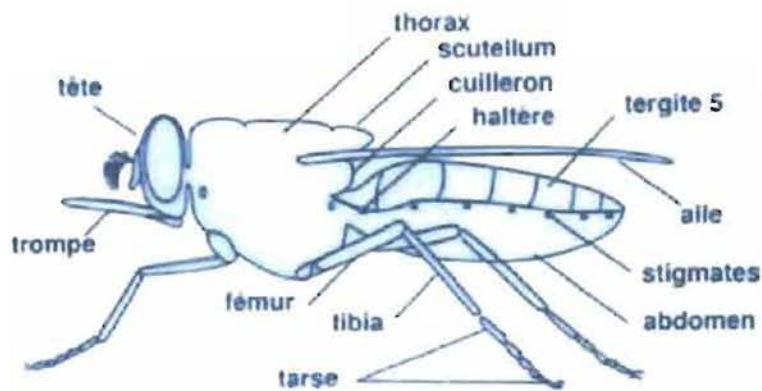


Figure 5: Représentation schématique d'une glossine vue par sa face latérale, ailes repliées. (Pollock, 1982)

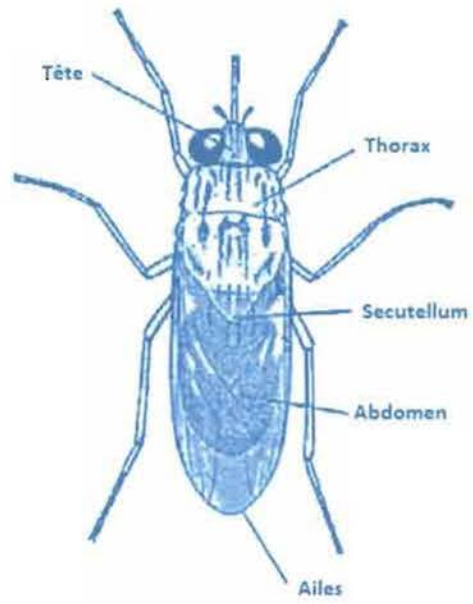


Figure 6: Glossine vue par sa face dorsale, ailes repliées. (Pollock, 1982)

I.4. Anatomie de l'appareil digestif

La glossine est un diptère piqueur dont l'appareil digestif est adapté à la consommation et à la digestion du sang, qui constitue son unique nourriture connue (Itard, 1986). Son appareil digestif comprend (figure 7) :

- les glandes salivaires qui sont au nombre de deux. L'élément principal de chaque glande se trouve dans la portion antérieure de l'abdomen et se prolonge, à travers le thorax et la tête, par un tube très effilé qui rejoint celui de la glande opposée avant de pénétrer dans l'hypopharynx. Lorsque la mouche s'alimente, la salive secrétée par les glandes descend le long de l'hypopharynx; elle se mélange au repas de sang provenant de l'hôte et aspiré par la mouche. La salive contient un anticoagulant qui empêche le repas de sang de se coaguler au niveau des pièces buccales et de la partie antérieure du canal alimentaire. (Pollock, 1982) ;
- les dents labellaires qui sont plusieurs centaines de très petites dents à l'extrémité du labium. Elles permettent à la mouche d'inciser la peau de l'hôte. Pendant que la trompe traverse l'épiderme, les dents tranchent les petits vaisseaux sanguins (capillaires), provoquant une petite hémorragie sous-cutanée (pool de sang) ;
- le pharynx dont l'action des muscles permet d'aspirer le sang qui s'écoule à travers le canal alimentaire. Lorsque la mouche s'alimente, de puissants muscles céphaliques se contractent pour élargir la lumière du pharynx, ce qui provoque l'aspiration du sang. Lorsque les muscles se relâchent, le pharynx reprend sa taille primitive et le repas de sang passe dans la portion suivante du canal alimentaire, l'œsophage ;
- l'œsophage, simple tube par lequel le repas de sang passe du pharynx au gésier (proventricule) situé dans le thorax. (Pollock, 1982) ;
- le proventricule et la membrane péritrophique : le proventricule est un organe musculaire, petit, mais important. La majeure partie du sang aspiré passe directement à travers le proventricule dans le jabot où il est emmagasiné. Le repas de sang revient ensuite du jabot au proventricule d'où il repart vers l'intestin moyen. A ce moment, le proventricule fabrique une sorte de manchon très mince appelé membrane péritrophique, qui enveloppe le repas de sang lors de son passage dans l'intestin moyen ;
- le jabot, poche très extensible servant à stocker provisoirement le sang avant la digestion. Lorsque le jabot reçoit le repas de sang, il se distend considérablement et remplit la quasi-totalité de l'abdomen qui se gonfle. Immédiatement après le repas de sang, celui-ci prend un aspect rebondi et une couleur rouge vif. (Pollock, 1982) ;
- l'intestin moyen : lorsque le sang pénètre dans l'intestin moyen, une grande partie de l'eau est rapidement éliminée, sous forme de gouttelettes claires, par l'anus. L'action anticoagulante de

la salive disparaît et la digestion commence. Ce sont ces processus qui font passer le repas de sang du rouge vif au rouge sombre puis au brun-noir. A ce stade, l'abdomen vu par sa face ventrale peut paraître presque noir. La nourriture digérée passe dans l'haemolymph de l'insecte en traversant la membrane péritrophique et la paroi intestinale ;

-l'intestin postérieur : à l'endroit où les tubes de Malpighi (quatre longs tubes associés par paire) rejoignent le canal alimentaire, l'intestin moyen devient l'intestin postérieur. C'est là que se mélangent la nourriture non digérée et le produit d'excrétion des tubes de Malpighi ;

-l'anus : les déchets qui se trouvent dans le dernier segment de l'intestin postérieur (rectum) sont rejetés à l'extérieur par l'anus sous forme de fèces ou déjections.

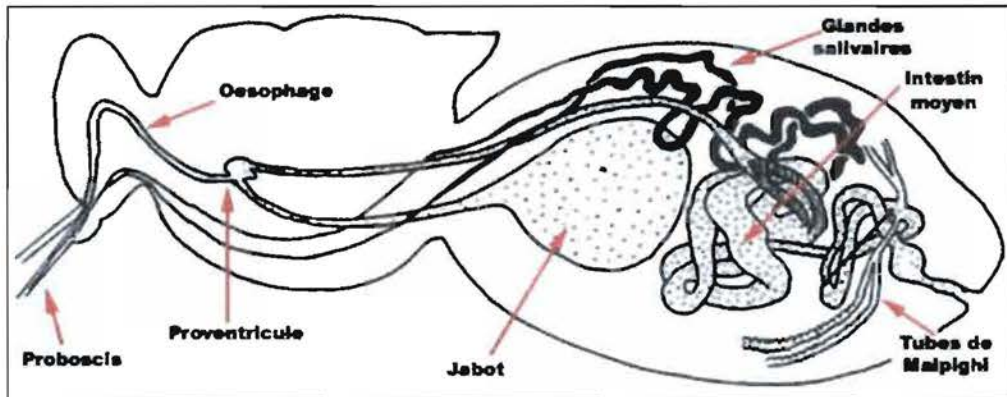


Figure 7: Système digestif d'une glossine (Source : IRD, 2000)

I.5. Biologie

I.5.1. Cycle de développement

Le cycle de développement de la glossine est constitué de plusieurs étapes (figure 8).

➤ Accouplement

L'accouplement des tsé-tsé a probablement lieu, soit sur l'animal-hôte, soit à proximité de celui-ci. Le mâle monte sur le dos de la femelle et lui saisit l'extrémité de l'abdomen avec ses crochets abdominaux (forcipules). Mâle et femelle peuvent demeurer ainsi pendant une heure ou deux avant de se séparer. Au cours de l'accouplement, le pénis du mâle s'introduit dans la vulve et pénètre dans l'utérus jusqu'au débouché des conduits spermathécaux. Il dépose à cet endroit une grosse boule de sperme contenue dans le spermatophore. A la fin de l'accouplement, le mâle relâche son étreinte et s'envole au loin. Dans les heures qui suivent, les spermatozoïdes quittent le spermatophore et remontent les conduits spermathécaux jusqu'au spermathèque. Ils y demeurent à l'état actif pendant toute l'existence de la femelle (Pollock, 1982). Un seul accouplement suffit pour assurer la fertilité de la femelle pour toute sa vie. Toutefois, au laboratoire beaucoup de jeunes femelles s'accouplent à plusieurs reprises et à une fréquence non déterminée dans la nature (Dame et Fort, 1968 ; Itard, 1986). Le plus souvent, l'accouplement se fait 2 à 3 jours d'âge pour les femelles et à partir du 6^{ème} au 8^{ème} jour d'âge pour les mâles. La durée de l'accouplement est variable selon les espèces, elle ne doit pas être inférieure à 30 minutes, et 1 à 3 heures suffisent en moyenne pour que l'insémination se réalise (Kaboré, 2001).

➤ La fécondation

La fécondation est la rencontre de l'œuf et d'un spermatozoïde. Elle est nécessaire à la poursuite du développement de l'œuf. Dès qu'un œuf pénètre dans l'utérus, la fécondation se produit immédiatement, par contact entre le spermatozoïde provenant de la spermathèque et l'extrémité antérieure de l'œuf (Pollock, 1982). La première ovulation survient entre les 8^{ème} et 10^{ème} jours de la vie adulte selon les espèces et les conditions climatiques (dans les jours qui suivent l'accouplement). Chez les glossines, les 4 ovarioles sont toujours à des stades différents de développement. Le 1^{er} œuf provient toujours de l'ovariole droit interne, le 2^{ème} le 3^{ème} et le 4^{ème} respectivement des ovarioles gauche interne, droit externe et gauche externe puis le cycle redémarre par l'ovariole droite interne (Kaboré, 2001). L'examen des ovaires permet de déterminer l'âge des femelles et implique la dissection de la mouche et l'examen des ovaires et de l'utérus. (Pollock, 1982)

➤ **Stades larvaires**

A mesure qu'elle se développe, la larve de glossine passe, comme celles des autres mouches, par plusieurs stades. Elle est expulsée de la femelle au terme de son développement qui comprend trois stades: le premier, le second et le troisième. La larve possède une bouche à son extrémité antérieure et deux stigmates postérieures. A cet égard, le cycle évolutif de la glossine présente une particularité inhabituelle, à savoir que la larve passe la presque totalité de son existence et se nourrit entièrement au sein de la femelle.

Le premier stade larvaire concerne la larve qui émerge de l'œuf dont il brise le chorion à l'aide d'une dent d'éclosion. La larve du premier stade grandit jusqu'à 1,8 mm (*G. morsitans*) avant de passer au stade suivant en se débarrassant de son ancienne enveloppe. Le premier stade dure environ un jour.

Le deuxième stade larvaire est un stade de croissance et de développement accélérés. De chaque côté des stigmates postérieurs on observe des renflements et entre ceux-ci, une zone portant de petites épines. Il dure deux jours et la larve atteint alors 4,5 mm (*G. morsitans*).

Le troisième stade larvaire est également un stade de croissance et de développement rapides. La larve pleinement développée possède deux gros renflements noirs à son extrémité postérieure. Il s'agit des lobes polypneustiques (ou protubérances caudales) percés d'un grand nombre de petits orifices par lesquels la larve respire. Au début du troisième stade les Lobes polypneustiques sont blancs; ils deviennent noirs peu avant l'expulsion de la larve. Le reste du corps de la larve est de couleur blanche. L'intestin, qui renferme de grandes quantités de nourriture non assimilée, représente la presque totalité du poids et du volume de la larve. Le troisième stade dure juste un peu plus de deux jours et la larve parvient à une taille de 6 à 7 mm (*G. morsitans*) (Pollock, 1982).

➤ **La larviposition**

Lorsque la larve entièrement développée parvient au terme de sa vie utérine, la glossine gravide se met à la recherche d'un endroit convenable, pour la mettre au jour (larviposition). La larviposition a généralement lieu sur une aire sablonneuse, protégée par un rocher en surplombe, une branche ou une brindille. La femelle se pose à même le sol ou sur l'objet qui le surplombe. La larve s'extrait à reculons de la vulve de la femelle (aidée par la poussée des pattes de celle-ci) et tombe à terre, s'enfonce dans le sol et disparaît. En l'espace d'une ou deux heures, la larve se transforme en un petit tonnelet noir qui prend le nom de puppe. La larve ne s'alimente plus une fois que la femelle l'a expulsée. Normalement le stade pupal

dure environ 4 à 5 semaines selon la température car plus la température est élevée, plus le stade pupal est court et s'allonge lorsque la température s'abaisse et peut durer plus de 50 jours sous certains climats. Une température trop élevée ou trop basse provoque la mort de la pupa. A la fin de cette période, la mouche adulte est prête à sortir de la pupa : on parle d'éclosion imaginale (sortie de la mouche adulte). A ce stade, le corps est encore très mou et les ailes sont petites et fripées. Au bout de quelques minutes, les ailes commencent à se déplier pour atteindre leur taille normale. La mouche ainsi obtenue est appelée mouche ténérale, c'est-à-dire une mouche n'ayant jamais pris de repas sanguin (Pollock, 1982).

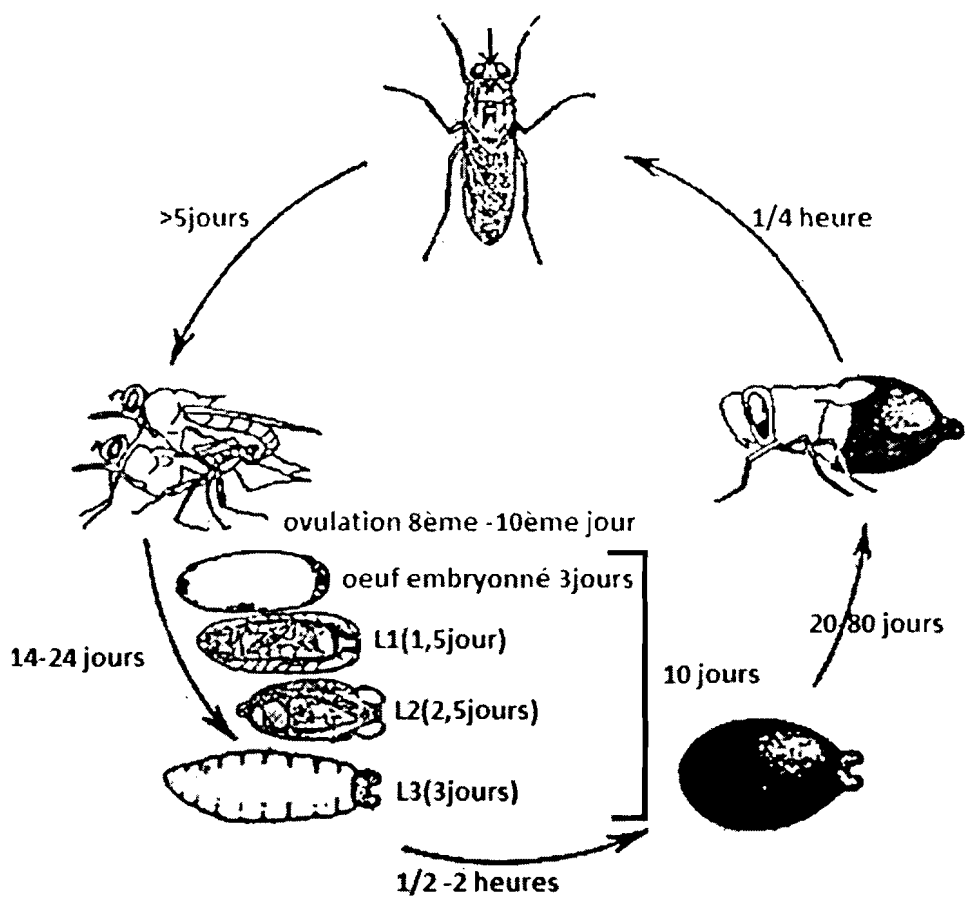


Figure 8: Schéma du cycle de reproduction d'une glossine (Source : Cuisance, 1989).

➤ **Avortement**

Il arrive quelquefois que la larve n'atteigne pas sa taille normale et soit expulsée de l'utérus de la glossine avant le terme habituel : on parle alors d'avortement. La larve ainsi expulsée ne survit pas. L'avortement peut être provoqué par une alimentation insuffisante de la glossine mère, par manipulation sans précaution de celle-ci ou lorsqu'elle entre en contact avec un insecticide. L'œuf peut également avorter pour les mêmes raisons (Pollock, 1982).

I.5.2. Alimentation chez les tsé-tsé

I.5.2.1. Hôtes nourriciers

Le déplacement de la glossine pour la recherche d'un hôte nourricier est l'aboutissement de mécanismes complexes où interviennent des facteurs propres à l'insecte et d'autres propres à l'hôte et au milieu (vent, température, types de végétation, etc.). L'activité spontanée est fonction du jeûne, du sexe, de l'âge, de l'état de gravidité et de l'espèce. Le repérage d'un hôte nourricier fait intervenir des stimuli à la fois visuels et olfactifs (Cuisance, 2001).

Il n'y a pas de règles strictes de préférences de telle espèce pour tel animal. Il a été montré que l'alimentation de glossines au laboratoire sur diverses espèces sauvages (guib, élan oryx, phacochère, cob defassa, et gnou) ou domestiques (bovins) ne modifie pas le nombre de repas, et le poids des repas. Alors que les taux de protéines plasmatiques diffèrent selon les espèces-hôtes et le taux des protéines de l'hémolymphe de la glossine ne change pas. Les préférences trophiques ne sont donc pas fonction de la valeur nutritive du sang des hôtes (Moloo et al., 1988).

Les glossines se nourrissent sur une gamme variée d'hôtes et sont capables de les reconnaître par l'odorat ou par la vue (Pollock 1982) (Tableau 2). Le fait qu'elles se nourrissent sur des espèces bien déterminées est dû aux raisons suivantes : les hôtes occupent le même biotope que les tsé-tsé ; l'odeur et l'aspect des hôtes attirent la glossine ; les animaux restent relativement tranquilles et immobiles pendant que la glossine s'alimente. Toutefois, les tsé-tsé ne se nourrissent pas nécessairement sur des hôtes occupant le même biotope (Pollock, 1982).

Tableau 2: Espèces de glossines et leurs hôtes nourriciers (Pollock, 1982)

ESPECES	HÔTES
<i>G. longipalpis</i>	Guibe harnaché*, buffle, potamochère
<i>G. morsitans</i>	Phacochère, bœuf, buffle, koudou et l'homme
<i>G. pallidipes</i>	Guibe harnaché*, buffle, potamochère, phacochère
<i>G. swynnertoni</i>	Phacochère, buffle, girafe, rhinocéros
<i>G. austeni</i>	Potamochère*, bœuf et céphalophe
<i>G. palpalis</i>	Homme, reptiles, guib harnaché et bœuf
<i>G. fuscipes</i>	Reptiles, guib harnaché et l'homme
<i>G. tachinoides</i>	Homme, bœuf et porc-épic
<i>G. fusca</i>	Guib harnaché*, potamochère et l'orycterope
<i>G. fucipleuris</i>	Potamochère, hylochère, bœuf et hippopotame
<i>G. tabaniformis</i>	Potamochère* et porc-épic
<i>G. brevipalpalis</i>	Potamochère, hippopotame, guib harnaché et buffle
<i>G. longipennis</i>	Rhinocéros, buffle et éléphant

Un astérisque (*) après le nom d'un hôte indique que celui-ci contribue pour plus de 50 % à l'alimentation de l'espèce en cause.

I.5.2.2. Importance de l'alimentation sanguine

L'alimentation sanguine est d'une importance capitale pour les glossines car elle reste toujours la seule source d'énergie connue. En effet les activités telles que le vol, la maturation des larves et la compétition avec les trypanosomes en cas d'infection requièrent une quantité importante d'énergie. D'après les observations de Mooloo (1976), Kabayo et

Langley (1985) cités par Walshe et al., (2009), les glossines sont hémaphages obligatoires et sont donc totalement spécialisées pour digérer le sang. La majorité de leurs ressources alimentaires est obtenue à partir de la teneur en protéines du sang. L'infection aux trypanosomes chez les mouches femelles serait beaucoup plus coûteuse en termes de potentiel de vol car les femelles ont de plus petites réserves de proline en raison de l'énergie nécessaire au développement des larves (Walshe et al., 2009). Après une étude d'hybridation, l'analyse de fragments de gène générés a suggéré que l'infection aux trypanosomes a un effet marqué sur le métabolisme de la mouche (Lehane et al., 2008).

I.5.2.3. Nutrition

Chez les mouches tsé-tsé, les deux sexes sont hémaphages. Leur cycle biologique dépend de la disponibilité de l'aliment. Les activités biologiques telles que l'activité ovarienne, la fécondation, le développement de la larve, l'achèvement de la croissance de la jeune mouche et le stockage de graisse pour les périodes difficiles dépendent du repas sanguin (Launois et al., 2004). Les mâles prennent généralement des repas moins importants que les femelles et l'intervalle entre les repas est variable selon les espèces, les conditions climatiques locales, l'activité sexuelle et la disponibilité des hôtes nourriciers (Pollock, 1982 ; Itard, 1986).

Chez les glossines les habitudes alimentaires sont assez spécifiques. Grâce à cette spécificité alimentaire, cinq grands groupes ont été identifiés en fonction des hôtes les plus fréquentés (Itard, 1986 et 2000; Kaboré, 2001; Launois et al., 2004) :

- Groupe 1 : *G. juscipleuris*, *G. tabaniformis*; *G. schwetzi* ; *G. austeni* avec pour hôte principal les suidés;
- Groupe 2 : *G. m. morsitans*; *G. m. submorsitans*; *G. m. centralis* avec pour principaux hôtes les suidés et les bovidés;
- Groupe 3 : *G. fusca*; *G. pallidipes*; *G. longipalpis* avec pour hôte principal les bovidés;
- Groupe 4 : *G. palpalis* ; *G. fuscipes* ; *G. tachinoides* avec pour principaux hôtes les primates, les bovidés et les reptiles;
- Groupe 5 : *G. longipennis*, *G. brevipalpis* avec pour principaux hôtes les suidés, les bovidés et les autres mammifères.

I.5.2.4. Besoins énergétiques

Le sang (80% d'eau et 20% de matière sèche) est utilisé dans les processus métaboliques de la glossine à travers une production directe d'énergie ou par les réserves de matière grasse (Custer, 2005).

➤ Pour le déplacement

Pour se déplacer, les tsé-tsé mâles comme femelles ont besoin d'énergie. Jusqu'à nos jours, les glossines sont considérées comme des insectes strictement hématophages d'où la preuve que toute l'énergie nécessaire au vol provient du repas de sang. Les causes essentielles des déplacements sont l'alimentation, la recherche d'un lieu de repos favorable et pour les mâles, la recherche de femelles. Une glossine ne vole que 30 - 50 mn environ par jour. Les mâles voleraient environ 30 - 50 mn par jour et les femelles seulement 5 mn par jour (Bursell et Taylor, 1980; Randolph et Rogers, 1981).

➤ Pour la maturation des larves

Selon les connaissances actuelles, la mouche femelle a besoin d'énergie provenant de la digestion du sang ingéré pour la maturation des larves. En effet mis à part les aliments déjà présents dans l'œuf, toute la nourriture de la larve provient de la glande lactifère de la femelle gravide. Le lait qu'elle secrète est déversé dans l'utérus, au niveau de la tête de la larve. La larve aspire cette sécrétion qui passe directement dans son intestin moyen où elle est lentement digérée et assimilée (Pollock, 1982). Chez les mouches mâles, l'infection aux trypanosomes peut réduire le risque de vol de 15% (Bursell, 1981).

➤ En cas d'infection par les trypanosomes

L'infection par les trypanosomes peut influencer sur le comportement alimentaire des glossines. L'infection de *G. m. morsitans* et *G. austeni* par *Trypanosoma brucei brucei* a pour conséquences une augmentation du comportement de recherche de l'hôte et de l'appétit (Jenni et al., 1980). Les mouches auto-guéries de l'infection présentent des signes d'augmentation de la consommation d'énergie et une réponse au stress oxydatif comparativement aux mouches infectées (Walshe et al., 2009).

❖ *L'alimentation dans le cas d'autres insectes hématophages*

Le monde des insectes présente une grande variété de régimes alimentaires auxquels correspondent certaines particularités morphologiques et éthologiques, le régime alimentaire pouvant changer selon le stade (espèce holométabole) ou le sexe. L'hématophagie est relativement peu répandue, elle n'est régulièrement pratiquée que par les représentants de quatre ordres : les anoploures, les siphonaptères, les hémiptères-hétéroptères et les diptères (Carnevale, 1987). Dans ce dernier ordre, à l'exception des glossines et des stomoxes, la morphologie des pièces buccales et le régime alimentaire diffèrent selon le sexe. Les femelles ont un appareil buccal de type piqueur avec toutes les pièces qui sont présentes et fonctionnelles constituant parfois un proboscis vulnérant (Grenier, 1953). Elles piquent les homéothermes (animaux à sang chaud), parfois aussi les poïkilothermes (animaux à sang froid), absorbant le sang qui fournira les éléments protéiniques nécessaires à la maturation des œufs. Les mâles présentent des pièces buccales réduites avec généralement atrophie des mandibules et perte du pouvoir vulnérant. Ils sont uniquement suceurs et floricoles, recherchant et prélevant le nectar des fleurs (Carnevale, 1987).

Les moustiques (Anophèles)

Les anophèles mâles et femelles se nourrissent de jus sucré, de nectar et autres exsudats végétaux. Le sucre végétal est la principale source d'énergie pour les moustiques adultes et reste l'unique source d'alimentation des mâles (Foster, 1995). Seules les femelles se nourrissent en plus d'une prise régulière de repas de sang pour le développement de leurs œufs. En effet, selon (Yuval, 1992; Müller et Schlein, 1995; Foster, 1995) cité par Carnevale (1987) pendant les premiers jours de leur existence, les adultes mâles et femelles ont besoin d'un premier repas sucré, pris le plus souvent au crépuscule, à base de nectar ou de substances secrétées par des plantes. De plus selon Gary et Foster, 2004; Müller et Schlein, 2005 cités par Carnevale (1987) pendant la durée de leur vie, les moustiques des deux sexes ont besoin pour accomplir leur activités (vol, accouplement, etc.), de constituer régulièrement de réserves énergétiques émanant du nectar des fleurs ou d'autres sécrétions végétales ou encore sur des fruits mûrs.

➤ *Les tabanidés*

Pour Austen (1909) cité par Carnevale (1987) il semble probable que les femelles de *tabanidae* qui sont hématophages soient capables, quand elles ne peuvent se procurer du sang, de se nourrir comme les mâles de nectar et de miellat. Les deux sexes de nombreuses espèces

de *Tabanus*, *Chrysops*, *Pangonia* se nourrissent sur des fleurs, du miellat, des fruits mûrs (Leclercq, 1952 ; Hocking, 1953 dans Carneval 1987). Hocking cité par Carnevale (1987) donne des informations détaillées sur les visites de fleurs faites par des femelles de *tabanidées* au Canada et analyse les sucres contenus dans le jabot de spécimens pris dans la nature. Ces récits ne laissent aucun doute que le nectar doit être une partie intégrante du régime alimentaire des femelles aussi bien que des mâles.

CHAPITRE II : Lutte Antivectorielle

II.1. Méthodes de lutte antivectorielle

Un vecteur est un organisme vivant (souvent invertébré), qui, à l'occasion de relations écologiques, acquiert un agent pathogène et le transmet d'un hôte à un autre, soit par simple transfert mécanique (seringue souillée volante), soit par transmission biologique en l'hébergeant avec multiplication mais sans transformations, soit en l'hébergeant avec multiplication et transformations qualitatives indispensables (Cuisance, 1999).

La lutte peut avoir pour objectif le contrôle ou l'éradication du vecteur :

- le contrôle vise à abaisser le niveau de la population de vecteurs jusqu'à un seuil qui annule le risque de transmission. Une intervention de ce type s'applique, soit au contrôle de la maladie humaine dans des foyers, soit au contrôle de la maladie animale sur une surface plus ou moins étendue : feed-lot, ranch, station zootechnique.
- l'éradication quant à elle vise à supprimer totalement et si possible définitivement les glossines dans une région donnée, en général sur une surface assez vaste. Du fait de l'impossibilité de contrôle du réservoir de parasites (faune) et de la possibilité d'une chimiothérapie ou d'une prophylaxie efficace du bétail, l'éradication est réservée au domaine vétérinaire. Elle est théoriquement plus économique, car il n'y a pas de répétition des mesures de lutte et moins polluante à long terme (Cuisance, 1999).

II.1. 1. Méthodes non chimiques

Les insecticides demeurent les moyens de lutte les plus utilisés du fait de leur efficacité, de leur coût et de leur facilité d'emploi. D'autres techniques de lutte non chimiques, offensives ou défensives sont expérimentées et quelques-unes sont appliquées. Ces méthodes ont pour objet d'empêcher le développement de l'insecte par action directe ou indirecte sur sa natalité ou sa mortalité sans faire appel aux insecticides (Cuisance, 1999). Pour cela quatre méthodes sont d'actualité, à savoir :

- **la lutte écologique** : elle consiste à modifier le biotope des glossines à travers la destruction de la faune et de la flore (végétation et hôtes nourriciers) dans les zones infestées par les glossines. En effet on assiste à l'abattage du gibier dans le but de diminuer les hôtes nourriciers et de supprimer les réservoirs de trypanosomes et à la coupe des arbres et arbustes pour supprimer les gîtes de glossines. Cependant cette méthode est considérée comme très coûteuse et porte atteinte à l'environnement à travers la destruction de la biodiversité (faune et flore) ;

- **La lutte biologique** : elle se base sur l'exposition des glossines à des prédateurs, des parasites, des parasitoïdes ou des germes pathogènes, ou en perturbant ses mécanismes physiologiques fondamentaux tels que la synthèse de la chitine, des vitamines, la diurèse.

- **La lutte génétique ou lutte autocide** : elle permet d'altérer ou de modifier le potentiel reproducteur de l'insecte. On peut distinguer comme moyens : le lâcher de mâles stériles, l'hybridation, les manipulations génétiques.

Le lâcher de mâles stériles basée sur la radio ou chimio-stérilisation est le plus sollicité parmi les méthodes de la lutte génétique (Itard, 2000). Le principe consiste à lâcher de façon continue dans une population sauvage, les mâles de même espèce, élevés au laboratoire et rendus stériles par irradiations (rayons X ou rayons gamma) ou par des produits stérilisants (agents d'alkylation : tépa et métépa). L'insémination des jeunes femelles par ces derniers entraîne la suppression de la descendance car les femelles accouplées deviennent infertiles durant tout le reste de leur vie (Mahamat, 2012). Cette technique peut être plus efficace si elle est associée à la méthode chimique qui vient en amont, avec notamment l'utilisation de supports imprégnés (technique du piégeage) jusqu'à un certain seuil de réduction de l'infestation et par la suite vient la technique de l'insecte stérile (TIS) en aval. Et enfin, elle dépend surtout de la capacité des mâles stériles à localiser les femelles sauvages et à rentrer en compétition avec les mâles sauvages (Opiyo et al., 2001). La technique a été appliquée avec succès dans le cadre de l'assainissement des zones infestées de tsé-tsé au Burkina Faso (zone agro-pastorale de Sidéradougou) (Cuisance et al, 1984 ; Politzar et al., 1984) et en Tanzanie (Williamson D.L. et al. 1983).

La lutte génétique a des avantages en ce sens qu'elle est une méthode propre, sélective et utilisable en saison pluvieuse (neutralisation des dernières femelles). Elle a cependant des limites car :

- elle n'est possible que dans des gîtes de faible densité uniquement;

- n'entraîne qu'une suppression lente du vecteur;

- nécessite l'élevage en masse de glossines qui est très onéreux;

- produit non stockable (isolement nécessaire de la zone). (Cuisance, 1999)

- **la lutte mécanique** : le moyen mécanique de lutte est essentiellement représenté par des leurres qui attirent l'insecte de façon visuelle ou/et olfactive. Les systèmes attractifs sont constitués essentiellement par les pièges (Challier et al., 1973 ; Laveissière et Grébaut, 1990) et les écrans (Laveissière et al., 1981). Les plus récents sont des pièges flottants (Laveissière et al., 2011) et des écrans réduits (Rayaissé et al., 2011) (Figure 9 et 10). Plus récemment, l'imprégnation d'insecticide sur des animaux fait de ceux-ci des « pièges vivants ».

Les leurres doivent activer la glossine au repos, l'attirer et l'entraîner à se poser sur un support imprégné d' insecticide ou d'un produit « stérilisant », ou bien permettre sa capture par pénétration dans un système non-retour. L'attraction visuelle est corrélée positivement avec la réflectivité dans la gamme du bleu et négativement avec celle de l'ultra-violet. Par contre la pose est corrélée positivement avec une haute réflectivité dans l'ultra-violet (Cuisance et al., 1988).



Figure 9: Ecran réduit « moustiquaire bleu moustiquaire »



Figure 10: « Piège flottant »

II.1. 2. Méthodes chimiques

Cette méthode est basée sur l'utilisation d'insecticides pour lutter contre les mouches tsé-tsé et en assurer l'élimination. Elle est la seule méthode ayant fait ses preuves et susceptible d'être utilisée à grande échelle. Plusieurs méthodes existent pour l'utilisation d'insecticides et ces produits peuvent être appliqués sous deux formes, soit par pulvérisation de grosses gouttelettes ayant un effet rémanent, soit par des aérosols de fines gouttelettes. On peut distinguer : le traitement par voie terrestre et par voie aérienne (l'épandage par avion d'insecticides et les traitements rémanents par hélicoptère).

Cependant, l'utilisation de ces insecticides a montré vite leur limite, surtout leur coût très élevé et la destruction de la faune non cible (Hursey, 1985).

Dans les années 1970, grâce à une meilleure connaissance de certains facteurs attractifs visuels et olfactifs, cette méthode a été améliorée, ce qui a permis la mise en œuvre de Systèmes d'Attractifs Toxiques (S.A.T). Selon Vale (1974 et 1983), l'effet des attractifs visibles est surtout remarqué sur les glossines du groupe morsitans. Il a été montré que les glossines sont attirées par certaines odeurs provenant de leurs hôtes. Selon Rayaissé et al., (2010), *G. tachinoides* est considérablement attiré par l'odeur des vaches, *G. p. gambiensis* est attiré à la fois par celle de la vache et de l'homme, et *G. p. palpalis* par l'odeur humaine et celle des porcs. Des extraits artificiels de ces produits en cours d'utilisation comme le OC (Octénol Crésol) vont permettre d'augmenter de 2.5 fois le nombre de glossines capturées au niveau des pièges. L'efficacité du POCA (P = 3-n-propylphenol; O= 1-octen-3-ol; C = 4-methylphenol; A = acetone) a déjà été démontrée sur les glossines du groupe morsitans (Vale et al., 1984) et sur *G. tachinoides* au Burkina Faso (Rayaissé, et al., 2012). Le S.A.T peut être défini comme un ensemble de leurres (pièges, écrans) attractifs par leur forme, leur taille, leur couleur ou par adjonction d'attractifs olfactifs et rendu toxique par la présence d'un insecticide (Chalier, 1984). Selon Cuisance (1989), la couleur joue un rôle très important dans l'attractivité et l'efficacité des captures des glossines par le SAT et les couleurs bleues et noires ont une attractivité supérieure. Les supports imprégnés d'insecticides les plus utilisés sont: les pièges ; les écrans et les animaux jouant le rôle d'appâts vivants.

II.2. Elevage des glossines au laboratoire

Selon Kaboré (1982), Kam (2003), cités par Percoma (2006), les glossines ont été pour la première fois décrites par Wiedemann (1830). Mais c'est Roubaud (1913) qui réussit le premier à réaliser un élevage à partir de pupes de *Glossina morsitans submorsitans* en

provenance du Sénégal. Cet élevage s'est poursuivi pendant 3 ans à l'Institut Pasteur de Paris, mais l'effectif n'a jamais dépassé 32 individus. Et c'est seulement dans les années 1970 que des élevages entretenus suivant des techniques normalisées ont pu être établis en Europe et en Afrique (Toé, 2010). On peut citer le cas de trois laboratoires européens à savoir celui de Fraga De Azevedo au Portugal, de Nash en Grande-Bretagne et d'Itard en France (Atreivy, 1978) et d'un laboratoire africain qui n'est autre que celui du CIRDES (ex-CRTA) à Bobo-Dioulasso (mars 1975).

II.2.1. Importance de l'élevage des glossines au laboratoire

L'élevage de glossines a aujourd'hui un intérêt particulier dans la lutte antivectorielle en Afrique au sud du Sahara. Vue son importance pour la lutte antivectorielle, les projets y référant sont appuyés par l'Agence Internationale de l'Energie Atomique (AIEA), la Campagne Panafricaine d'Eradication des Tsé-tsé et des Trypanosomoses (PATTEC), le Programme Against African Trypanosomosis (PAAT) et l'Union Africaine (UA) (Toé, 2010).

Cet élevage vise surtout à améliorer la lutte contre les tsé-tsé à travers :

- l'amélioration des systèmes de piégeage (étude sur les formes, couleurs, attractifs olfactifs et visuels des pièges) ;
- l'amélioration de l'efficacité et de la rémanence des insecticides et des chimiostérilisants ;
- la production de pupes (exportation) et de glossines non infectées pour les expériences (études écologiques, physiologiques, de la capacité vectorielle, du rôle pathogène et du diagnostic sur les trypanosomoses etc.)
- l'application de la technique de l'insecte stérile (TIS) (le lâcher de mâles stériles, étude de la longévité, tests de compatibilité et de compétitivité des mâles stériles). Le lâcher de mâles stériles est devenu une priorité pour de nombreux pays touchés en Afrique Subsaharienne.

II.2.2. Conditions climatiques générales d'élevage

Les glossines vivent dans la nature suivant des conditions climatiques bien déterminées (température et humidité relative). Les facteurs qui conditionnent l'élevage des glossines sont étroitement liés à la biologie et à l'écologie de ces insectes. Le succès d'une telle activité tient au respect de ces conditions dans les laboratoires d'élevage. Les conditions les plus favorables sont réalisées avec une température de 24 à 26°C et une humidité relative comprise entre 60 et 85 % selon les espèces. Les températures supérieures à celles comprises entre 27 et 28°C se traduisent par une mortalité élevée des adultes et des pupes ou un arrêt de la ponte chez les femelles reproductrices. Les pupes sont généralement maintenues à des températures

légèrement inférieures à celles des adultes (23,5 à 25, 5°C) et à un taux d'humidité élevé (80 à 90 pour 160). Dans ces conditions, la durée moyenne de nymphose est, selon le sexe et l'espèce, comprise entre 27 et 37 jours, et les pourcentages d'éclosion sont supérieurs à 92 %. A l'insectarium du CIRDES, les tsé-tsé sont maintenues à une température de $24 \pm 1^\circ\text{C}$ et à une humidité relative de $75 \pm 5\%$, grâce aux appareils tels que les climatiseurs (la température), les humidificateurs (l'humidité relative) et des thermo-hygrographes (enregistrement de la température et de l'humidité relative) (Mahamat, 2012).

Les conditions d'éclairage sont variables suivant les auteurs, mais en général on adopte un rythme d'éclairage artificiel plus ou moins intense pendant 12 heures le jour et les mouches restent dans l'obscurité entre 6 heures du soir et 6 heures du matin.

II.2.3. Technique d'alimentation

Les glossines sont des insectes hématophages dont l'alimentation exige des précautions en ce qui concerne le personnel et le matériel utilisé. Après avoir expérimenté l'alimentation des glossines sur plusieurs espèces animales, la plupart des chercheurs nourrissent leurs colonies sur cobaye, lapin ou chèvre mais le CIRDES utilise le sang de porc ou de bovin défibriné. L'utilisation de la membrane synthétique pour la nourriture artificielle, avec du sang défibriné ou hépariné et lyophilisé, est également effectuée dans divers laboratoires (Atrevy, 1978). Dans le but de satisfaire aux exigences de production, le laboratoire (insectarium) du CIRDES alimente ses glossines sur des membranes de silicone en lieu et place de la peau de l'hôte nourricier. Le dispositif d'alimentation comprend une plaque chauffante, un support, et une membrane de silicone qui permet aux tsé-tsé de se gorger via la paroi sur du sang chauffé à environ 38°C supplémenté de glucose à 1g/L de sang (Figure 11). Les glossines gardées dans des cages à armature sont laissées sur la membrane pendant 8 à 10 minutes et chaque membrane peut supporter au moins 1000 glossines par heure. Selon Kaboré (1982), une bonne reproduction suscite une alimentation correcte au rythme de 4 à 6 jour/semaine à l'exemple du laboratoire du CIRDES qui le fait 6 jours sur 7 par semaine (c'est-à-dire du lundi au samedi).



Figure 11: Des glossines en alimentation sur plaque chauffante à travers une membrane de silicone.

Selon Atrevy (1978), l'une des principales causes d'échec des élevages de glossines est due à des contaminations accidentelles par insecticides. L'insecticide peut être introduit dans la salle d'élevage par les vêtements du personnel, des visiteurs ou par le matériel et les produits d'entretien. Une surveillance rigoureuse est donc nécessaire d'où l'interdiction d'usage de tout insecticide aux environs de l'insectarium. Les émanations de peinture, le formaldéhyde contenue dans la colle des bois agglomérés ou certains vernis, la fumée de tabac, sont dangereuses. Le chlore est également nocif et le matériel utilisé dans l'insectarium, en particulier le tulle des cages, doit être lavé au savon blanc ordinaire et rincé soigneusement à l'eau déminéralisée. Une autre cause d'intoxication provoquant une baisse du taux de fécondité des femelles a pour origine certains produits médicamenteux administrés aux animaux nourriciers ou contenus dans leur alimentation.

II.2.4. Technique de reproduction

Chez les glossines, la durée moyenne de vie en laboratoire étant d'environ 100 à 150 jours, une femelle ne produira en moyenne dans les meilleures conditions que 10 à 15 descendants au cours de sa vie. Le taux d'accroissement d'une population est donc très faible. Il importe

en conséquence d'assurer aux femelles des conditions optimales de vie et un taux d'insémination aussi élevé que possible. Les femelles sont accouplées à l'âge de 3 jours avec des mâles âgés d'au moins 7 jours. Les taux d'insémination sont toujours supérieurs à 80 % et le plus souvent, compris entre 86 et 96 %. (Atrevy, 1978).

Au laboratoire, il y'a deux méthodes d'accouplement à savoir l'accouplement à l'aide d'un tube à essai après le sexage et l'alimentation des mouches et l'accouplement de manière automatique selon la méthode du self stocking of production cages (SSPC) (FAO/AIEA, 2002 ; Opiyo et al., 2001). Au laboratoire (l'insectarium) du CIRDES, la méthode appliquée est l'accouplement à l'aide du tube à essai. Il a lieu toujours dans la cage des femelles et les mâles y demeurent pour toute leur vie. Le sex-ratio est de un mâle pour 3 femelles et la durée d'accouplement est variable selon les espèces et les conditions climatiques.

Après avoir donné quelques généralités sur les glossines et l'alimentation sucrée chez certains diptères, nous allons passer à la partie expérimentale de cette étude.

PARTIE II : Etude expérimentale

CHAPITRE I : Matériels et méthodes

I.1. Matériels

I.1.1. Site de l'étude

Les activités se sont déroulées dans le laboratoire de parasitologie du Centre International de recherche-Développement sur l'élevage en zone Subhumide (CIRDES) situé à Bobo-Dioulasso. Le CIRDES est une institution de recherche à vocation sous régionale au service du développement de l'élevage dans la zone subhumide d'Afrique de l'Ouest. Son mandat est de favoriser une augmentation rapide de la production animale, grâce à des recherches sur les principales contraintes auxquelles l'élevage est confronté en zone subhumide et la proposition de thèmes améliorateurs. De nos jours cependant, et cela en conformité avec le contexte « Une santé » (One health) prônée par les différentes institutions mondiales de santé humaine et animales, le CIRDES mène des activités de santé humaine sur la trypanosomiase humaine en collaboration avec l'Unité Mixte de Recherche 1177 (UMR 177) de l'Institut de Recherche pour le Développement (IRD) basée dans ses locaux.

I.1.2. Matériel biologique

Le matériel biologique était constitué de glossines élevées à l'insectarium du CIRDES.

I.1.3. Besoins en matériels techniques

Le matériel technique comprenait :

- un laboratoire pour les expériences,
- la solution d'anthrone (Van Handel, 1972) préparée selon le protocole du test à l'anthrone appliqué aux moustiques pour la détection du sucre (150mg poudre d'anthrone/100 ml H₂SO₄ (acide sulfurique)),
- deux (2) paires de pinces à dissection (une pour les lots de glossines nourries au sucre et l'autre pour le lot de glossines témoin) ; un microscope ; une loupe binoculaire,
- des tubes eppendorf,
- deux(2) portoirs (à 100 puits chacun) ; deux (2) pipettes,
- un (1) réfrigérateur (pour la conservation du réactif Anthrone),
- du papier hygiénique et une (1) glacière.

I.2. Méthodes

I.2.1. Les glossines de laboratoire (insectarium)

Les glossines ont été divisées en deux lots différents (lot expérimental et lot témoin) selon le type d'alimentation :

- le lot témoin est constitué de *G. p. gambiensis* nourris au sang frais de bovin défibriné exclusif (absence de glucose) ;
- les différents lots expérimentaux sont des lots de *G. m. submorsitans* et *G. p. gambiensis* nourris de sang frais de bovin supplémenté de glucose à différentes doses : (1gramme pour 100 ml de sang ; 2g/100ml ; 3g/100ml ; 4g/100ml ; et 5g/100ml). Ces doses ont été obtenues après un test qui nous a permis de déterminer la concentration minimale à laquelle l'anthrone réagit et celles adaptées au test.

Les glossines des espèces *G. p. gambiensis* (mâles) et *G. m. submorsitans* (femelles) âgées d'un jour, ont été utilisées.

I.2.2. Test à l'anthrone

Le réactif anthrone est un produit chimique (en poudre de couleur jaune citron) qui réagit avec le fructose lorsqu'il est mélangé à de l'acide sulfurique dilué. Sa réaction avec le monosaccharide fructose ou la terminaison fructose du disaccharide sucrose donne un composé sulfuré, ce qui donne la couleur verte, vert-foncée ou bleue à la solution.

I.2.2.1. Préparation du réactif

Le réactif d'anthrone a été préparé selon le procédé suivant :

- une solution d'acide sulfurique est obtenue dans un premier temps en versant 380 ml d'acide sulfurique concentré dans 150 ml d'eau distillée. C'est l'acide sulfurique qui permet la formation du composé sulfuré ;
- dans un second temps, on fait dissoudre 150 mg de poudre d'Anthrone dans 100 ml de solution d'acide sulfurique dilué pour avoir la concentration idéale permettant de détecter le sucre . On obtient une solution d'anthrone de concentration C_0 (concentration de référence).

La solution d'anthrone obtenue de couleur jaune citron est aussi appelée réactif de fructose parce qu'il réagit uniquement avec le monosaccharide fructose ou à la terminaison fructose du disaccharide sucrose. Elle doit toujours être conservée au frigidaire (4°C).

Notons que 3 solutions de concentration croissante d'anthrone : C_0 , $5 \cdot C_0$ et $10 \cdot C_0$ ont été préparées dans le but de savoir si la concentration du réactif a un effet sur la détection du sucre. Les différentes concentrations ont été testées sur une solution glucosée 5% (5 g/100ml d'eau distillée).

I.2.2.2. Dissection des glossines

Les glossines vivantes provenant de différents lots constitués (témoins et expérimentaux) sont préalablement anesthésiées au froid et placées dans une boîte de pétri contenant une goutte de liquide physiologique avant d'être disséqués sous loupe binoculaire. A l'aide d'une paire de pinces de dissection, l'abdomen ou le tube digestif des mâles et des femelles était prélevé puis conservé individuellement dans un tube eppendorf vide posé sur un portoir dans lequel on ajoutera 0,5ml de la solution d'anthrone. Cinq et dix glossines étaient à chaque fois disséquées respectivement pour le lot témoin et les différentes concentrations de glucose

I.2.2.3. Procédure du test

L'homogénat obtenu après ajout de la solution d'anthrone est laissé pendant 60 minutes à la température ambiante au bout desquels on observe à l'œil nu pour établir s'il y'a un changement de coloration qui s'est opérée.

Le test est positif lorsque la couleur du réactif d'anthrone changeait du jaune citron au vert clair, vert foncé ou au bleu dans le tube. Les glossines correspondantes étaient dites «positives» témoignant qu'elles ont pris un récent repas de sucre (c'est-à-dire que leur tube digestif contient toujours du sucre). L'absence de sucre était marquée par la persistance de la couleur jaune citron dans les tubes et les glossines correspondantes sont considérées «négatives» pour décrire les spécimens n'ayant pas pris un récent repas de sucre.

Cette expérience était répétée à différents intervalles de temps dans le but de comprendre la cinétique de digestion du glucose: t_0 (immédiatement après l'alimentation des glossines) ; t_2 (2 heures après) ; t_4 (4 heures après) ; t_6 (6 heures après) ; t_8 (8 heures après) ; t_{24} (24 heures après) ; t_{48} (2 jours après) ; t_{72} (3 jours après) ; t_{96} (4 jours après).

Ces différentes méthodes nous ont permis d'aboutir à un certain nombre de résultats.

CHAPITRE II : Résultats et discussion

II.1. Résultats

II.1.1. Mise au point de la méthode de détection du sucre chez les tsé-tsé

II.1.1.1. Effet de la concentration de l'anthrone sur la détection du glucose

Il s'agissait de savoir si l'augmentation de la concentration de l'anthrone influençait le seuil de détection du sucre. Le test a donné les mêmes résultats avec les trois solutions (C_0 (solution de référence), C_0*5 et C_0*10) d'anthrone utilisées. En effet les trois solutions ont viré en même temps avec les mêmes concentrations de sucre et les colorations avaient les mêmes densités.

Ainsi nous avons conclu que la solution d'anthrone prévue dans le protocole (150mg de poudre anthrone/100ml de H_2SO_4) était efficace pour la détection du sucre chez les glossines.

II.1.1.2. Détection du sucre

Rappelons que le but de cette étude était de déterminer la concentration minimale de glucose (in vitro et in vivo) à laquelle l'anthrone réagit (décoloration). Nous avons utilisé au préalable une concentration de 0,1g de glucose/100ml de sang et aucune des glossines nourries avec ce sang n'a été positive au test. Pour ce faire, nous avons d'une part testé 5 solutions glucosées de concentration croissante dans le but de savoir laquelle de ces concentrations sera la plus adaptée au test: 1g de glucose /100 ml d'eau distillée (1%) ; 2g de glucose /100 ml d'eau distillée (2%) ; 3g de glucose /100 ml d'eau distillée (3%) ; 4g de glucose /100 ml d'eau distillée (4%) ; 5g de glucose /100 ml d'eau distillée (5%) ; 10g de glucose /100 ml d'eau distillée (10%).

Selon les résultats du test in vitro (tableau 4), la concentration minimale a été de 1g de glucose/100ml de sang et la décoloration était perceptible 2heures après incubation de la solution.

Tableau 3: Résultats du test in vitro de différentes solutions glucosées avec l'anthrone C₀

Solutions glucosées	1%	2%	3%	4%	5%	10%
Test à l'anthrone	positif	positif	positif	positif	positif	positif
Apparition de la coloration (durée)	> 2 h	> 2 h	> 2 h	45 min	30 min	15 min

D'autre part, deux lots de glossines furent disséqués dans le but de connaître les résultats du test in vivo avec l'anthrone C₀. La dissection se faisait à raison de 30 glossines nourries au sang glucosé à 5g/100ml de sang et 30 mouches nourries au sang glucosé à 10g/100ml de sang.

Les résultats du test in vivo (tableau 4) ont montré que la solution d'anthrone C₀ permet de détecter de façon efficace le sucre chez la glossine avec les concentrations de 5g de glucose/100ml de sang et 10g de glucose/100ml de sang.

Tableau 4: Résultats du test sur les glossines avec l'anthrone C₀

Concentration du glucose	Sang glucosé (5g/100ml)					Sang glucosé (10g/100ml)				
	Test à l'anthrone C ₀									
Réactif										
Durée d'observation	t ₀	t ₂	t ₄	t ₉	t ₂₄	t ₀	t ₂	t ₄	t ₉	t ₂₄
Résultats	Positif	Positif	Positif	Positif	Positif	Positif	Positif	Positif	Positif	Positif

II.1.1.3. Test sur les glossines

Le matériel biologique utilisé était d'une part les abdomens et d'autre part les tubes digestifs obtenus après dissection. Tous les tests réalisés avec la solution d'anthrone C₀ ont montré que l'abdomen comme le tube digestif étaient efficaces pour le test. Cependant le virage de la solution qui témoigne de la positivité du test était mieux observé dans les tubes contenant les abdomens car dans le cas des tubes digestifs la présence du sang dans la solution rendait la perception de la décoloration difficile.

II.1.2. Cinétique de digestion du glucose chez les tsé-tsé

II.1.2.1. Estimation en fonction du temps

Deux tests ont été réalisés, le premier avec 300 glossines mâles *G. p. gambiensis* et le second avec 210 glossines femelles *G. m. submorsitans*.

Pour le premier test, les mouches ont été réparties en 5 lots de 60 mouches chacun. Les concentrations considérées étaient les suivantes : 1g de glucose/100ml de sang (C₁); 2g de glucose/100ml de sang (C₂); 3g de glucose/100ml de sang (C₃); 4g de glucose/100ml de sang (C₄); 5g de glucose/100ml de sang (C₅). Les temps de dissection étaient : t₀ (juste après l'alimentation des mouches) ; t₄ (4 heures après) ; t₈ (8 heures après) ; t₂₄ (24 heures après) ; t₄₈ (48 heures après) et t₇₂ (72 heures après).

Le deuxième test a été réalisé avec 3 lots contenant chacun 70 mouches. Les concentrations utilisées sont : 1g glucose/100ml sang (C₁) ; 3g glucose/100ml sang (C₃) et 5g glucose/100ml sang (C₅). Les temps de dissection étaient : t₀ (juste après l'alimentation des mouches) ; t₄ (4 heures après) ; t₈ (8 heures après) ; t₂₄ (24 heures après) ; t₄₈ (48 heures après) ; t₇₂ (72 heures après) et t₉₆ (96 heures après).

Les résultats de ces deux tests (Tableau 6) montrent que les taux de réactivité en fonction du temps ne sont pas les mêmes selon le type de concentration et selon le sexe. En effet, avec *G. p. gambiensis* les taux de réussites ont été de 33,33% (1g de glucose/100ml de sang), 50% (2g de glucose/100ml de sang), 100% (3 ; 4 et 5g de glucose/100ml de sang). Avec *G. m. submorsitans* les taux ont été de 0,00% avec 1g de glucose/100ml de sang et 100% avec 3 et 5g de glucose/100ml de sang.

Tableau 5: Etude de la cinétique de digestion du glucose avec *G. p. gambiensis* et *G. m. submorsitans*

Espèce de glossine	Organe testé: Td ou Ab	Temps de suivi (heures)	Concentration de glucose				
			1%	2%	3%	4%	5%
<i>G. p. gambiensis</i> (mâle)	Td+Ab	T0	positif	positif	positif	positif	positif
	Td+Ab	T4	positif	positif	positif	positif	positif
	Td+Ab	T8	négatif	positif	positif	positif	positif
	Td+Ab	T24	négatif	négatif	positif	positif	positif
	Td+Ab	T48	négatif	négatif	positif	positif	positif
	Td+Ab	T72	négatif	négatif	positif	positif	positif
			Effectif (n)	10 x 6 = 60	60	60	60
<i>G. m. submorsitans</i> (femelle)	Td+Ab	T0	négatif	–	positif	–	positif
	Td+Ab	T4	négatif	–	positif	–	positif
	Td+Ab	T8	négatif	–	positif	–	positif
	Td+Ab	T24	négatif	–	positif	–	positif
	Td+Ab	T48	négatif	–	positif	–	positif
	Td+Ab	T72	négatif	–	positif	–	positif
	Td+Ab	T96	négatif	–	positif	–	positif
		Effectif (n)	10 x 7 = 70	–	70	–	70

Td= tube digestif ; Ab= abdomen entier

II.1.2.2. Effet des doses de glucose sur la survie des tsé-tsé

Durant l'expérience, la survie des mouches était prise en compte en fonction du taux de glucose ingéré. Nous avons pu remarquer qu'il y'avait une différence par rapport à la survie entre les glossines nourries avec du sang glucosé et celle nourries avec du sang non glucosé.

Pour l'espèce *G. p. gambiensis* il n'y avait pas de mortalité, d'où un taux de survie de 100% comme dans le cas des glossines nourries avec du sang non glucosé. Cependant avec *G. m. submorsitans* des mortalités ont été observées durant l'expérience. Il s'agissait des mouches nourries au sang glucosé C3 et C5 au temps t48, t72 et t96 avec un taux de survie de 60%. Concernant les autres concentrations, aucune mortalité n'a été observée.

II. 2. Discussion

Ces différents tests nous ont permis de faire une mise au point de la méthode de détection du glucose chez les tsé-tsé et de comprendre la cinétique de digestion du glucose chez les glossines en milieu contrôlé.

Effet de la concentration de l'anthrone sur la détection du glucose chez la tsé-tsé

Nos résultats nous permettent d'affirmer qu'une augmentation de la quantité de poudre d'anthrone dans la solution n'augmente pas les chances de détection du glucose chez la tsé-tsé. Concernant les tests effectués, nous avons remarqué que le temps de virage minimum de la solution après incubation était d'une (1) heure. Ces résultats sont en conformité avec les observations de Poueme (2008) et Ouédraogo (2008). En revanche d'autres solutions se sont décolorées cinq (5) heures après incubation et cela serait dû à la quantité de glucose ingérée par la glossine car avec de faibles doses de glucose ingérées, le virage pouvait s'observer mais après une plus longue période d'incubation.

Concentration minimale de glucose nécessaire à la décoloration de la solution d'anthrone

Selon nos résultats, la concentration minimale fut 1g glucose/100ml sang ; les concentrations de 0,1g glucose/100ml de sang ayant donné des résultats négatifs. Cela pourrait s'expliquer par le fait que le test à l'anthrone n'est plus efficace lorsque le taux de sucre n'atteint pas un certain seuil. Selon Nunes et al., (2008) la limite minimale de détection du sucre par le test à l'anthrone est fixée à 10 microgrammes (μg) chez les moustiques.

Il faut noter aussi que cette concentration minimale n'a pas été la même pour les mâles *G. p. gambiensis* et les femelles *G. m. submorsitans* car à 1g de glucose/100ml de sang le test était négatif pour les mouches de *G. m. submorsitans* femelles. Cette différence est peut être due aux différences physiologiques entre les femelles et les mâles. A cela s'ajoute un taux de mortalité variant entre 30 et 40% dans chacune des cages à 3g de glucose/100ml de sang et à 5g de glucose/100ml de sang et concernait uniquement les mouches disséquées 48 h, 72 h et 96 h après l'alimentation. Fort de ce constat on pourrait penser que les mouches femelles sont limitées par rapport aux mâles quant à la digestion du sucre, ou peut-être que les deux espèces *G. p. gambiensis* et *G. m. submorsitans* n'ont pas les mêmes capacités en ce qui concerne la digestion du sucre.

Les résultats peuvent différer selon les techniques utilisées et aussi suivant les types d'insectes, les tsé-tsé étant 3 à 4 fois plus gros que les moustiques. Le matériel biologique utilisé dans le cas des tsé-tsé était l'abdomen et le tube digestif intact c'est-à-dire non écrasés, contrairement au cas des moustiques où l'insecte entier ou l'abdomen est écrasé à l'intérieur du tube. Dans l'expérience de Ouédraogo (2008), l'abdomen du moustique frais a été introduit dans un tube dans lequel était ajouté 0,5ml de réactif d'anthrone glacée et l'abdomen du moustique a été écrasé à l'intérieur du tube à l'aide d'une baguette de verre.

Durant toute l'expérience, les dissections ont été effectuées à différentes périodes et cela nous a permis d'avoir une idée sur la cinétique de digestion du glucose chez la tsé-tsé. En d'autre terme, nous avons pu estimer pendant combien de temps la tsé-tsé peut digérer le glucose contenu dans du sang ingéré. Le temps maximum de digestion était de 72 heures pour *G. p. gambiensis* et de 96 heures pour *G. m. submorsitans*. Ainsi donc, si la glossine peut prendre du jus sucré dans la nature à des concentrations proches de celles utilisées dans nos expériences, les chances de détection par le test à l'anthrone pourraient aller jusqu'à 3 ou 4 jours à compter de l'heure de la prise du repas.

Avec les mouches mâles de l'espèce *G. p. gambiensis*, le test était positif aux temps t_0 et t_4 pour toutes les concentrations de glucose utilisées. On peut dire que cela est dû au fait qu'à t_0 et t_4 la mouche n'a pas eu le temps de digérer le glucose. Au temps t_8 , le test fut négatif pour C_1 seule mais positif pour toutes les autres concentrations d'où la nécessité de penser qu'à t_8 la digestion du glucose avait déjà commencé au sein de la glossine. Enfin aux temps t_{24} ; t_{48} et t_{72} le test était négatif pour C_1 et C_2 mais positif pour les trois autres concentrations. Cela nous laisse penser que les mouches nourries aux concentrations C_3 ; C_4 et C_5 sont restées positives jusqu'à 72 heures après l'alimentation parce que le taux de glucose était assez élevé pour ne pas être totalement digérées durant cette période. Avec les mouches femelles de *G. m. submorsitans* par contre, le test fut négatif pour C_1 aux temps t_0 à t_{96} , donc la digestion du glucose a débuté à t_0 (plus tôt que chez les mâles) et cela s'expliquerait par le fait que cette concentration est très faible et que les mouches femelles digèreraient plus rapidement le glucose par rapport aux mâles. Comme observé chez les mâles de *G. p. gambiensis*, le test chez les femelles de *G. m. submorsitans* fut également positif pour C_3 et C_5 aux temps t_0 à t_{96} , ce qui témoigne que ces concentrations sont trop élevées pour être totalement digérées durant cette période.

Les différentes doses de glucose avaient des effets différents sur la survie des glossines, dépendant du sexe ou de l'espèce. A l'issue des tests, aucune mortalité n'a été enregistrée au niveau des mouches mâles de *G. p. gambiensis* d'où un taux de survie de 100%. On pourrait donc dire que *G. p. gambiensis* est capable de digérer des taux élevés de sucre dans le sang (jusqu'à 10 g de glucose /100ml de sang). Par contre nous avons pu enregistrer avec *G. m. submorsitans* des mortalités de l'ordre de 30 à 40%, mais avec des concentrations élevées (C3 et C5) et à des périodes bien déterminées (t₄₈, t₇₂ et t₉₆). La concentration de sucre serait à l'origine de ces mortalités et on pourrait alors affirmer qu'un taux de sucre élevé dans l'alimentation de *G. m. submorsitans* femelle peut influencer négativement sur sa longévité contrairement à *G. p. gambiensis* mâle. La question qui reste sans réponse est qu'on ne sait pas si cette différence au niveau de la survie est due au sexe ou à l'espèce.

Conclusion et perspectives

L'objectif de cette étude était de mettre en évidence si elle existe, l'alimentation sucrée chez les glossines. Pour cela, il était d'abord nécessaire de mettre au point la méthode de détection du sucre et la cinétique de digestion du sucre chez les tsé-tsé en milieu contrôlé et c'était l'objectif de ce mémoire de stage. Les résultats des travaux que nous avons réalisés au laboratoire nous ont permis également de comprendre la procédure de digestion du glucose chez les glossines élevées en laboratoire. Nous avons constaté de façon générale que les tsé-tsé de laboratoire sont capables de digérer le sang avec une concentration de glucose allant de 1 à 10g de glucose/100ml de sang et cette digestion ne produisait pas les mêmes effets chez les mâles *G. m. submorsitans* et chez les femelles de *G. p. gambiensis*. Cependant à travers le test à l'antrone nous avons pu constater que la digestion des concentrations élevées de glucose dans le sang pouvait durer jusqu'à 96 heures après ingestion par la mouche. Egalement nous avons constaté que la digestion des concentrations élevées de glucose dans le sang n'était pas sans conséquences sur l'état des femelles de *G. m. submorsitans* mais nous n'avons pas pu déterminer cela avec exactitude.

Comme perspectives, nous proposons que des études plus poussées soient menées au laboratoire sur la digestion du glucose par les tsé-tsé et que des recherches soient effectuées sur les mouches sauvages (vérifier par exemple l'existence de grains de pollen sur le corps de la tsé-tsé). La confirmation d'une éventuelle prise de repas sucrée par les tsé-tsé sera une nouveauté dans la connaissance de l'alimentation des tsé-tsé qu'on décrit comme exclusivement hématophage et une adaptation des méthodes de lutte antivectorielle. Cependant la mise en place d'un test plus sensible que celui de l'antrone serait indispensable dans le but de prévoir le cas où la glossine sauvage prendrait du sucre à une quantité inférieure à 10 μ g.

Références bibliographiques

- ❖ **Atrevy F. D., 1978.** Thèse Doctorat vétérinaire : Les glossines en république populaire du Bénin importance pour l'élevage, principe et méthodes d'éradication, Ecole Inter-Etats des sciences et Médecine Vétérinaires de Dakar /Faculté de Médecine et de Pharmacie de Dakar, 95p.
- ❖ **Austen (E.E.), 1909.** Illustrations of African Bloodsucking flies, other than mosquitoes and tsetse flies, 221 pp.
- ❖ **Balenghien T., 2003.** Lutte anti-vectorielle ciblée dans le contrôle de la trypanosomose : L'exemple de Sideradougou. Thèse, Université de Toulouse, 144p.
- ❖ **Bouyer J., Guerrini L., César J., De La Rocque S. et Cuisance D. 2005.** A phytosociological analysis of the distribution of riverine tsetse flies in Burkina Faso. *Medical and veterinary entomology*, 19: 372-378.
- ❖ **Bursell E. 1981.** Energetics of hematophagous arthropods: influence of parasites. *Parasitology* 82, 107-108.
- ❖ **Bursell E. et Taylor P.** An energy budget for *Glossina* (Diptera: Glossinidae). *Bull. Ent. Res.*, 1980, 70: 187-196.
- ❖ **Carneval P., 1987.** L'alimentation non sanguine chez les insectes hématophages son influence dans la transmission d'organismes pathogènes. n° 20744, 59p.
- ❖ **Challier A., 1984.** Perspectives d'utilisation des systèmes attractifs toxiques dans la lutte contre les glossines (*Diptera, Glossinidae*). *Rev. Elev. Méd. Vet. Pays trop.*, 37 (numéro spécial).
- ❖ **Challier A. et Laveissière C. 1973.** Un nouveau piège pour la capture des glossines (*Glossina : Diptera, Muscidae*) : description et essais sur le terrain. *Cahiers ORSTOM. Série Entomologie médicale et Parasitologie*, 11 : 251-262.
- ❖ **Cuisance D. 1989.** Le piégeage des tsé-tsé. CIRAD, Montpellier, France. 172p.
- ❖ **Cuisance D. 2001.** Lutte contre les tsé-tsé. Document pour servir au cours. CIRAD-IEMVT, Montpellier, France 23 p.
- ❖ **Cuisance D., 1999.** Le piégeage des tsé-tsé. CIRAD, Montpellier, France. 166p.
- ❖ **Cuisance D., Barré N. et De Deken R.** - Ectoparasites des animaux : méthodes de lutte écologique, biologique, génétique et mécanique. *Rev. sci. tech. Off. int. Epiz.*, 1994, 13 (4), 1305-1356.

- ❖ **Cuisance D., Merot P., Politzar H. et Tamboura I. 1984.** Résultat d'une campagne de lutte contre les glossines riveraines au Burkina par l'emploi d'écrans imprégnés de deltaméthrine. *Revue d'Elevage et de Médecine Vétérinaire des Pays Tropicaux*, 37 (numéro spécial) p175 - 184 IEMVT/CRTA Bobo Dioulasso.
- ❖ **Custer A. V., 2005.** Stoichiometric estimates of the biochemical conversion efficiencies in tsetse metabolism. *BMC Ecology*, 5 : 6.
- ❖ **Dame D. A. et Fort H. R., 1968.** Multiple mating of *Glossina morsitans* Westwood and its potential effect on the sterile male technique. *Bull. Of Entomol. Res.*, 58: 213-219.
- ❖ **Dargie J. 2006.** Bulletin d'information sur les glossines et les trypanosomoses. N° 13466-13600. 141 p.
- ❖ **FAO/AIEA., 2002.** Automatisation of tsetse mass-rearing for use in sterile insect technique programmes. Proceedings of a final Research Co-ordination Meeting organized by the Joint FAO/IAEA Division of Nuclear Techniques in Food and Agriculture and held in Addis Ababa, Ethiopia, 7-13 July 2001, 52p.
- ❖ **Foster, W.A. 1995.** Mosquito sugar feeding and reproductive energetics. *Annu. Rev. Entomol.* 40: 443-474.
- ❖ **Gary R. E. Jr. et W. A. Foster. 2004.** Diel timing and frequency of sugar feeding in the mosquito *Anopheles gambiae*, depending on sex, gonotrophic state and resource availability. *Med. Vet. Entomol.* 20: 308-316.
- ❖ **Grenier P., 1953.** Simuliidae de France et d'Afrique du Nord, Encyclopédie Entomologique, Le Chevalier, Ed. Paris.
- ❖ **Hocking B. 1953:** The intrinsic range and spread of flight of insects, *Trans. Roy. Entomol. Soc. London*, 104p. 223-345.
- ❖ **Hursey B. S., 1985.** Lutte contre les glossines en Afrique p 299-310.
- ❖ **Itard J., 1986.** Les glossines ou mouches tsé-tsé, Etude et synthèse de l'IEMVT, 15. Département du Centre de coopération internationale en recherche agronomique pour le Développement, Paris, France, 155p.
- ❖ **Itard J., 2000.** Trypanosomoses animales africaines. Précis de parasitologie vétérinaire tropicale. Ed. TEC et DOC, 206 - 450p.
- ❖ **Jenni, L., Molyneux, D. H., Livesey, J. L. et Galun, R. 1980.** Feeding behaviour of tsetse flies infected with salivarian trypanosomes. *Nature* 283, 383–385.

- ❖ **Kabayo, J. P. et Langley, P. A. 1985.** The nutritional importance of dietary blood components for reproduction in the tsetse fly, *Glossina morsitans*. J. Insect Physiol. 31, 619–624.
- ❖ **Kaboré I. 2001.** Lutte contre les glossines. Diagnostique et contrôle des parasites animaux et leurs vecteurs, cours international de formation tenu du 05 au 17 novembre 2001 au CIRDES, Bobo Dioulasso, Burkina Faso. 98-103p.
- ❖ **Kaboré I., 1982.** Rationalisation des techniques d'élevage de *Glossina palpalis gambiensis* (Vanderplank, 1949) (*Diptera: Muscidae*) à Bobo-Dioulasso (Burkina Faso), Mémoire U.O/ISP, 61p.
- ❖ **Kam H. 2003.** Validation de techniques de production industrielle des glossines et évaluation de la compétitivité vis à vis des souches sauvages, Mémoire de fin de cycle, UPB/IDR, Burkina Faso, 85p.
- ❖ **Launois M., Charbonnier G., Gracia-Laveissière G., Cuisance D et Duvallet G., 2004.** La mouche tsé-tsé pédagogique. (FRA), 56p, (collection les savoirs partagés).
- ❖ **Laveissière C., Camara M., Rayaissé J.B., Salou E., Kagbadouno M. et Solano P., 2011.** Trapping tsetse flies on water. Parasite, 18 : 141-144.
- ❖ **Laveissière C. et Grébaut P. 1990.** Recherches sur les pièges à glossines (Diptera : Glossinidae). Mise au point d'un modèle économique : le piège « Vavoua ». Tropical Medicine and Parasitology, 41: 185-192.
- ❖ **Laveissière C. et Couret D. 1981.** Essai de lutte contre les glossines riveraines à l'aide d'écrans imprégnés d'insecticide. Cahiers ORSTOM. Série Entomologie Médicale et Parasitologie, 14(4):271-283.
- ❖ **Lehane M. J., Gibson W. et Lehane S. M. 2008.** Differential expression of fat body genes in *Glossina morsitans morsitans* following infection with *Trypanosoma brucei brucei*. Int. J. Parasitol. 38, 93–101.
- ❖ **Leclerq M., 1952 ;** Introduction à l'étude des Tabanidées et révision des espèces de Belgique 80 pages.
- ❖ **Mahamat H., 2012.** Influence de la durée de conservation au froid des pupes mâles stériles sur la viabilité et la compétitivité des mouches écloses de *Glossina palpalis gambiensis* et *G. morsitans submorsitans*. (Glossinidae). Mémoire UPB/IDR, Burkina Faso, 53p.
- ❖ **Meillon B., Sébastien A. et Khan Z. H., 1967.** Cane-sugar feeding in *Culex pipiens fatigans*. Bull. Org. mond. Santé, 36p : 53-65.

- ❖ **Moloo S. K., Grootenhuis, J. G., Kar, S. K. et Karstad L. 1988.** Survival and reproductive performance of female *Glossina morsitans* when maintained on the blood of different species of wild mammals. *Med. Veto Entomol.* 2: 347-350p.
- ❖ **Moloo, S. K. 1976.** Aspects of nutrition of adult female *Glossina morsitans* during pregnancy. *J. Insect Physiol.* 22, 563–567.
- ❖ **Nayar K. et Van Handel (1971)** Entomological Research Center, Florida Health Division, *J. Insectes Physiol.*, 1972, Vol. 18, pp. 105- 107
- ❖ **Nunes R. D., Lourenço De Oliveira R. et Cardoso Braz G. R. 2008.** A novel method for measuring fructose ingestion by mosquitoes, *Journal of Vector Ecology*, 33(2):225-231.
- ❖ **Opiyo E., Mutika G. et Robinson A. 2001.** Effect of low temperature treatment on *G. pallidipes* pupae. OUI CSTR, 2001. 197-201p.
- ❖ **Ouédraogo R. 2008.** Mise en évidence de l'alimentation sucrée chez les vecteurs du paludisme dans deux localités de l'Ouest du Burkina Faso. Mémoire DEA en Biologie Appliquée et Modélisation des Systèmes Biologiques, UPB/IDR, 48p.
- ❖ **Percoma L., 2006.** Production de masse de glossines de qualité : Contribution à la campagne panafricaine d'éradication de la mouche tsé-tsé et des trypanosomoses, Mémoire de fin de cycle, UPB/IDR, Burkina Faso. 75p.
- ❖ **Politzar H. et Bouchon D.** A simple method to breed tsetse flies under field conditions. *Rev. Elev. Méd. vét. Pays trop.*, 1984, 37 (3).
- ❖ **Pollock J. N., 1982.** Manuel de lutte contre la mouche tsé-tsé: Volume 1 : Biologie, Systématique et répartition des tsé-tsé. (FAO). 308p.
- ❖ **Poueme R. 2008.** Étude du comportement trophique des males d'anophèles en rapport avec le sucre des plantes. Master International d'Entomologie médicale et Vétérinaire (MIE) UAC/UM2/CREC/IRSP/IRD, Cotonou, Bénin, 20 p.
- ❖ **Randolph, S. E. et Rogers, D. J. 1981.** Physiological correlates of the availability of *Glossina morsitans centralis* Machado to different sampling methods. *Ecol. Entomol.* 6, 63–77.
- ❖ **Roditi, I. et Lehane, M. J. 2008.** Interactions between trypanosomes and tsetse flies. *Curr. Opin. Microbiol.* 11, 345–351.
- ❖ **Rayaisse JB, Esterhuizen J, Tirados I, Kaba D, Salou E, Diarrassouba A, Vale GA, Lehane MJ, Torr SJ et Solano P 2011.** Towards an optimal design of target for

tsetse control: Comparisons of novel targets for the control of Palpalis group tsetse in West Africa. PLoS Neglected Tropical Disease 5(9): e1332. doi:10.1371/journal.pntd.0001332.

- ❖ **Rayaisse J. B., Tirados I., Kaba D., Dewhirst S. Y., Logan J. G., Diarrassouba A., Salou E., Omolo M., Solano P., Lehane M. J., Pickett J. A., Vale G. A., Torr S. J. et Esterhuizen J. 2010.** Prospects for the development of odour baits to control the tsetse flies *Glossina tachinoides* and *G. palpalis s.l.* *Plos Neglected Tropical Disease* 4(3): e632. doi:10.1371/journal.pntd.0000632
- ❖ **Rayaisse J. B., Kröber T., McMullin A., Solano P., Mihok S. et Guerin P.M. 2012.** Standardizing Visual Control Devices for Tsetse Flies: West African Species *Glossina tachinoides*, *G. palpalis gambiensis*, *G. morsitans submorsitans*. PLoS Neglected Tropical Disease 6(2): e1491. doi:10.1371/journal.pntd.0001491.
- ❖ **Syed Z. et Guerin P.M. 2004.** Tsetse flies are attracted to the invasive plant *Lantana camara*, Institute of Zoology, University of Neuchâtel, Rue Emile Argand 11, 2007 Neuchâtel, Switzerland, *Journal of Insect Physiology* 50 (2004) 43–50.
- ❖ **Toé A. 2010** Etude de l'effet de la température et de l'éclairage sur les éclosions des pupes de glossines : *G. p. gambiensis* et *G. m. submorsitans* (*Diptera-Muscidae*), Mémoire ingénieur, UPB/IDR, 55p.
- ❖ **Van Handel, E. 1972.** The detection of nectar in mosquitoes. *Mosq. News.* 32: 458.
- ❖ **Walshe, D. P., Lehane, S. M., Lehane, M. J. et Haines, L. R. 2009.** Prolonged gene knockdown in the tsetse fly *Glossina* by feeding double stranded RNA. *Insect Mol. Biol.* 18, 11–19.
- ❖ **Yuval, B. 1992.** The other habit - sugar feeding by mosquitoes. *Bull. Soc. Vector Ecol.* 17: 150-156.

ANNEXES

Annexe 1: Tableau de suivi du test à l'antrone traitement-témoin

JOURS ET DATES		TRAITEMENTS					TEMOINS				
JOURS	DATES	LOT1	LOT2	LOT3	LOT4	LOT5	LOT1	LOT2	LOT3	LOT4	LOT5
REponses		*	*	*	*	*	*	*	*	*	*
J1/Dissection											
J1/Contrôle											
J2/Dissection											
J2/Contrôle											
J3/Dissection											
J3/Contrôle											
J4/Dissection											
J4/Contrôle											
J5/Dissection											
J5/Contrôle											
J6/Dissection											
J6/Contrôle											
J7/Dissection											
J7/Contrôle											
J8/Dissection											
J8/Contrôle											
J9/Dissection											
J9/Contrôle											
J10/Dissection											
J10/Contrôle											
J11/Dissection											
J11/Contrôle											
J12/Dissection											
J12/Contrôle											
J1/Dissection											
J2/Contrôle											

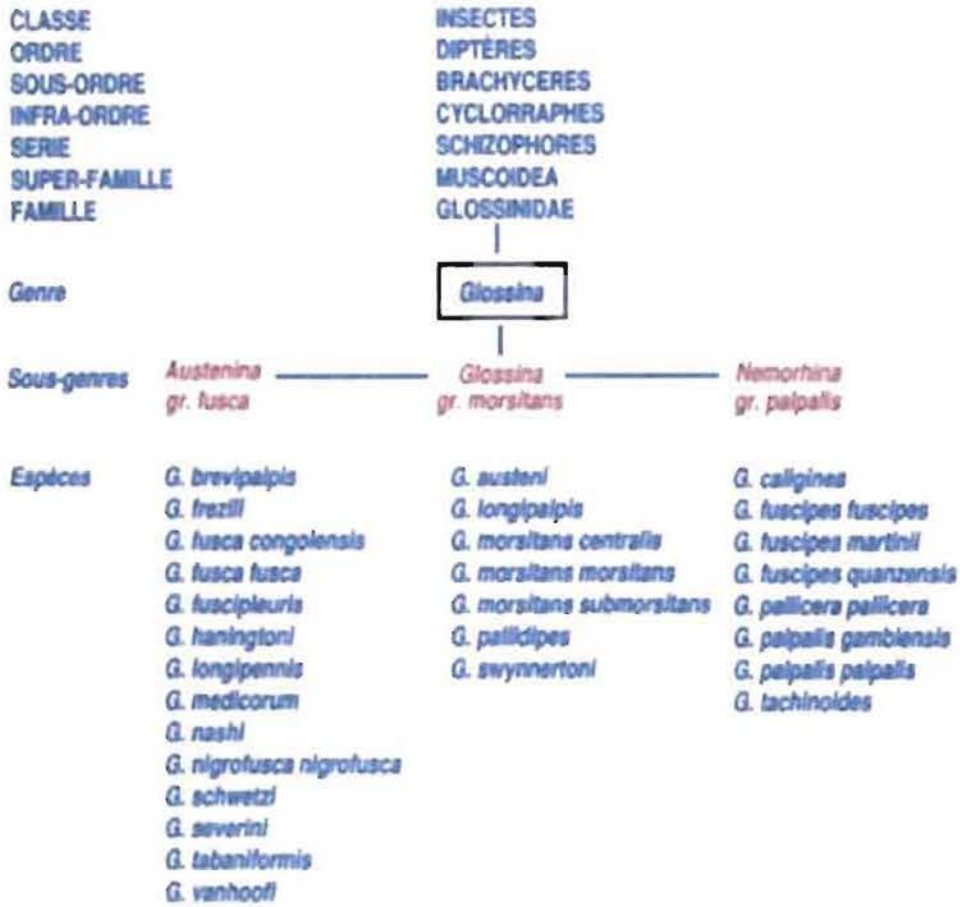
Annexe 2 : Tableau de suivi du test à l'anthrone traitement

DATES	JOURS	TRAITEMENTS (Sang+Glucose)									
		LOT1		LOT2		LOT3		LOT4		LOT5	
		REPONSES									
		+	-	+	-	+	-	+	-	+	-
	J1/Dissection										
	J1/Contrôle										
	J2/Dissection										
	J2/Contrôle										
	J3/Dissection										
	J3/Contrôle										
	J4/Dissection										
	J4/Contrôle										
	J5/Dissection										
	J5/Contrôle										
	J6/Dissection										
	J6/Contrôle										
	J7/Dissection										
	J7/Contrôle										
	J8/Dissection										
	J8/Contrôle										
	J9/Dissection										
	J9/Contrôle										
	J10/Dissection										
	J10/Contrôle										
	J11/Dissection										
	J11/Contrôle										
	J12/Dissection										
	J12/Contrôle										
	J13/Dissection										
	J13/Contrôle										
	J14/Dissection										
	J14/Contrôle										
	J15/Dissection										
	J15/Contrôle										

Annexe 3 : Tableau de suivi du test à l’anthrone témoin

DATES	JOURS	TEMOINS (Sang)									
		LOT1		LOT2		LOT3		LOT4		LOT5	
		REPONSES									
		*	*	*	*	*	*	*	*	*	*
	J1/Dissection										
	J1/Contrôle										
	J2/Dissection										
	J2/Contrôle										
	J3/Dissection										
	J3/Contrôle										
	J4/Dissection										
	J4/Contrôle										
	J5/Dissection										
	J5/Contrôle										
	J6/Dissection										
	J6/Contrôle										
	J7/Dissection										
	J7/Contrôle										
	J8/Dissection										
	J8/Contrôle										
	J9/Dissection										
	J9/Contrôle										
	J10/Dissection										
	J10/Contrôle										
	J11/Dissection										
	J11/Contrôle										
	J12/Dissection										
	J12/Contrôle										
	J13/Dissection										
	J13/Contrôle										
	J14/Dissection										
	J14/Contrôle										
	J15/Dissection										
	J15/Contrôle										

Annexe 4: Classification zoologique des glossines



Annexe 5: Distribution des différentes espèces des trois sous genres de glossines.

DISTRIBUTION DES GLOSSINES DU GROUPE MORSITANS
(D'APRES FORD 1971)



DISTRIBUTION DES GLOSSINES DU GROUPE FUSCA
(D'APRES FORD 1971)



DISTRIBUTION DES GLOSSINES DU GROUPE PALPALIS
(D'APRES FORD 1971)



Annexe 6: Décoloration des solutions avec le test à l'antrone

