

BURKINA FASO
Unité-Progrès-Justice

**MINISTRE DES ENSEIGNEMENTS SECONDAIRE,
SUPERIEUR ET DE LA RECHERCHE SCIENTIFIQUE**

UNIVERSITE POLYTECHNIQUE DE BOBO-DIOULASSO

INSTITUT DU DEVELOPPEMENT RURAL



MENTION BIEN

MEMOIRE DE FIN DE CYCLE
en vue de l'obtention du
DIPLOME D'INGENIEUR DU DEVELOPPEMENT RURAL

Option : Elevage

**Etude de l'effet de la température et de l'éclairage
sur les éclosions des pupes de glossines :
Glossina palpalis gambiensis et *G. morsitans
submorsitans* (Diptera - Muscidae)**

Présenté par
TOE Ange Irénée

MENTION
BIEN
359 TOE

Maître de stage : Dr Ziro Augustin BANCE

Directeur de mémoire : Dr Boureima DIARRA

MENTION BIEN

N° :2010/ELEVAGE

JUIN 2010

DEDICACE

Je dédie ce travail :

- ✓ *A la mémoire de mon père **Charles Etienne TOE**
et à tous les défunts de la famille ;*

- ✓ *A ma mère **Sibiri Léocadie LENGANI** pour ma
formation humaine et intellectuelle ;*

- ✓ *A mes frères et sœurs pour l'amour fraternel et le
soutien de tout ordre.*

MEM
360 TOE

REMERCIEMENTS

Au terme de notre stage de fin de cycle au Centre International de Recherche-Développement sur l'Élevage en zone Subhumide (CIRDES), nous tenons à remercier tous ceux qui ont contribué à la réalisation de ce document.

Nous remercions particulièrement :

- **Pr Abdoulaye S.GOURO**, Directeur général du CIRDES pour nous avoir accepté comme stagiaire au sein de son institution ;
- **Dr Boureima DIARRA** notre directeur de mémoire pour sa disponibilité, ses remarques et suggestions ;
- **Dr Ziro Augustin BANCE** notre maître de stage pour sa rigueur scientifique et son amour du travail bien fait ;
- **Pr Chantal Yvette ZOUNGRANA** et **Pr Aboubacar TOGUEYENI** pour leur immense contribution au bon déroulement de mon cursus universitaire ;
- **Dr Zakaria BENGALY, Dr Issa SIDIBE, Dr Adama SOW, Dr Bernard BACYE et Dr Charles DAYO** pour leurs conseils et corrections ;
- Madame **SANOUE née KONATE Mariam** pour l'infini soutien apporté à ma famille ;
- Mesdames **TRAORE née OUATTARA Djénéba** et **ADIGUEOUE Madeleine** pour leur précieux soutien ;
- Messieurs **ABGA, GOUMBANE, KABORE RAYAISSSE** et **OUEDRAOGO** ainsi qu'à leurs familles pour la confiance placée en notre personne ;
- Les techniciens de l'URBIO en particulier **Pacôme SIE KIOYE, Bakoffi OUATTARA, Guy SANOUE, Simon Pierre KABORE, Denis OUEDRAOGO, Issiaka BARRY, Céné BILA, Wilfrid YONI** et **Lansina SANOGO**. Merci pour les remarques et conseils que vous n'avez cessé de me prodiguer ;
- Messieurs **SAWADOGO Laurent** et **OUEDRAOGO Joachim** pour leur appui et soutien ;
- Madame **SOURA née PALE Toussaint**, la documentaliste, pour ses conseils et ses bénédictions ;
- Nos camarades stagiaires, **Soumaïla PAGBELEGUEM, Kadisso NACAMBO** et **Ruphin KIENDREBEOGO** ; les aînés de l'IDR et tous stagiaires du CIRDES ;
- A tous ceux qui nous ont soutenus à la période où nous étions malade et à **Dieu Tout Puissant** qui nous a permis de retrouver la santé et de finaliser ce travail. Que son Saint nom soit loué !

TABLE DES MATIERES

| | |
|---|-----------|
| DEDICACE | i |
| REMERCIEMENTS..... | ii |
| TABLE DES MATIERES | iii |
| RESUME | vi |
| ABSTRACT..... | vii |
| SIGLES ET ABREVIATIONS | viii |
| TABLE DES ILLUSTRATIONS | ix |
| INTRODUCTION | 1 |
| Chapitre I : GENERALITES SUR LES GLOSSINES..... | 3 |
| 1.1. Morphologie..... | 3 |
| 1.2. Systématique..... | 4 |
| 1.3. Biologie des appareils génitaux | 7 |
| 1.3.1. Anatomie..... | 7 |
| 1.3.2. Physiologie..... | 8 |
| 1.4. Ecologie | 12 |
| 1.4.1. Environnement..... | 12 |
| 1.4.2. Répartition géographique..... | 12 |
| 1.5. Lutte contre les glossines..... | 14 |
| 1.6. Elevage de glossines | 16 |
| 1.6.1. Bref historique | 16 |
| 1.6.2. Buts d'élevage..... | 16 |
| 1.6.3. Conditions générales d'élevage des glossines | 16 |
| 1.6.4. Production en masse de glossines : le Tsetse Production Unit (TPU)..... | 17 |
| Chapitre II : MATÉRIEL ET MÉTHODES | 19 |
| 2.1. Matériel..... | 19 |
| 2.1.1. Cadre d'étude | 19 |
| 2.1.2. Matériel biologique..... | 19 |
| 2.1.3. Matériel technique | 19 |
| 2.2. Méthodes..... | 20 |
| 2.2.1. Pour l'évaluation de l'effet de la température sur les éclosions | 20 |
| 2.2.2. Pour l'évaluation de l'effet de la durée de l'éclairage sur les éclosions..... | 21 |
| 2.2.3. Paramètres étudiés | 22 |
| 2.2.4. Analyses statistiques | 22 |
| Chapitre III : RÉSULTATS ET DISCUSSION..... | 23 |
| 3.1. Résultats..... | 23 |
| 3.1.1. Effet de la température sur les éclosions et les mortalités | 23 |

| | |
|---|-----------|
| 3.1.1.1. Effet de la température sur l'évolution des taux d'éclosion | 23 |
| 3.1.1.1.1. De <i>G. p. gambiensis</i> aux températures de 15°C et 25°C | 23 |
| 3.1.1.1.2. De <i>G. p. gambiensis</i> aux températures de 20°C et 25°C | 24 |
| 3.1.1.1.3. De <i>G. p. gambiensis</i> aux températures de 28°C et 25°C | 26 |
| 3.1.1.1.4. De <i>G. m. submorsitans</i> aux températures de 15°C et 25°C | 27 |
| 3.1.1.1.5. De <i>G. m. submorsitans</i> aux températures de 20°C et 25°C | 29 |
| 3.1.1.1.6. De <i>G. m. submorsitans</i> aux températures de 28°C et 25°C | 30 |
| 3.1.1.2. Effet de la température d'incubation sur les taux de mortalité | 32 |
| 3.1.1.2.1. Sur le taux de mortalité avant accouplement | 32 |
| 3.1.1.2.2. Sur le taux de mortalité journalière..... | 33 |
| 3.1.2. Effet de la durée d'éclairage sur les éclosions et les mortalités..... | 34 |
| 3.1.2.1. Effet de la durée d'éclairage sur l'évolution du taux d'éclosion | 34 |
| 3.1.2.1.1. De <i>G. p. gambiensis</i> aux durées d'éclairage de 07h et 12h par jour..... | 34 |
| 3.1.2.1.2. De <i>G. p. gambiensis</i> aux durées d'éclairage de 07h et 24h par jour..... | 35 |
| 3.1.2.1.3. De <i>G. m. submorsitans</i> aux durées d'éclairage de 07h et 12h par jour | 37 |
| 3.1.2.1.4. De <i>G. m. submorsitans</i> aux durées d'éclairage de 07h et 24h par jour | 38 |
| 3.1.2.2. Effet de la durée d'éclairage d'incubation sur les taux de mortalité | 40 |
| 3.1.2.2.1. Sur le taux de mortalité avant accouplement | 40 |
| 3.1.2.2.2. Sur le taux de mortalité journalière..... | 40 |
| 3.2. Discussion..... | 41 |
| 3.2.1. Effet de la température sur les éclosions et les mortalités | 41 |
| 3.2.1.1. Effet de la température sur l'évolution des taux d'éclosions..... | 41 |
| 3.2.1.1.1. De <i>G. p. gambiensis</i> et <i>G. m. submorsitans</i> aux températures de 15°C et 25°C | 41 |
| 3.2.1.1.2. De <i>G. p. gambiensis</i> et <i>G. m. submorsitans</i> aux températures de 20°C et 25°C | 43 |
| 3.2.1.1.3. De <i>G. p. gambiensis</i> et <i>G. m. submorsitans</i> aux températures de 28°C et 25°C | 44 |
| 3.2.1.2. Effet de la température d'incubation sur les taux de mortalités | 45 |
| 3.2.2. Effet de la durée de l'éclairage sur les éclosions et les mortalités..... | 45 |
| 3.2.2.1. Effet de la durée d'éclairage sur l'évolution des taux d'éclosions | 45 |
| 3.2.2.1.1. De <i>G. p. gambiensis</i> et <i>G. m. submorsitans</i> aux durées d'éclairage de 07h et 12h par jour..... | 45 |
| 3.2.2.1.2. De <i>G. p. gambiensis</i> et <i>G. m. submorsitans</i> aux durées d'éclairage de 07h et 24h par jour..... | 46 |
| 3.2.2.2. Effet de la durée d'éclairage d'incubation sur les taux de mortalité | 47 |
| CONCLUSION | 49 |
| REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES | 51 |

ANNEXES : I

RESUME

L'objectif de cette étude est de déterminer la température et la durée d'éclairage optimales pour sélectionner le maximum de pupes mâles en vue de contribuer au contrôle d'effectif de glossines. Pour ce faire, sept lots de 120 pupes âgées de 20 jours de chaque espèce de glossines ont été constitués. Ces lots ont ensuite été placés aux températures et aux durées d'éclairage expérimentales indiquées pendant toute la période d'éclosion. Les températures expérimentales ont été les suivantes : 15°C, 20°C et 28°C et de 25°C pour le lot témoin. Les durées d'éclairage expérimentales ont été les suivantes : 12h/24h et 24h/24h et de 07h/24h pour le témoin.

Pour *G. p. gambiensis*, c'est la température de 25°C qui permet la sélection de 54 pupes mâles (86,4% de taux d'éclosion), après l'arrêt des éclosions au 27^{ème} jour d'âge des pupes. Pour l'espèce *G. m. submorsitans*, c'est également la température de 25°C qui permet de sélectionner 28 pupes mâles (65,2% de taux d'éclosion) après l'arrêt des éclosions au 29^{ème} jour d'âge des pupes.

La durée d'éclairage de 07h/24h permet de sélectionner 50 pupes mâles de *G. p. gambiensis* (92,3% du taux d'éclosion) après l'arrêt des éclosions au 29^{ème} jour et 38 pupes mâles de *G. m. submorsitans* (78,9% du taux d'éclosion) après l'arrêt des éclosions au 28^{ème} jour d'âge des pupes.

Pour les deux espèces de glossines étudiées, c'est la température de 25°C et la durée de 07h/24h qui permet de sélectionner le maximum de pupes mâles.

Mots clés : température, éclairage, pupes, éclosions, mortalité, glossines.

ABSTRACT

The objective of this study is to determine the temperature and the length of lighting optimal for the selection of the maximum male pupae in order to contribute to control tsetse flies population. For that, seven shares of 120 pupae aged of 20 days old of every species of tsetse flies have been constituted. These shares have been placed then to the temperatures and to the lengths of experimental lighting indicated during the whole period of hatching. Experimental temperatures were the following: 15°C, 20°C and 28°C. For every experimental temperature, model temperature was 25°C. The lengths of experimental lighting were the following: 12h/24h and 24h/24h. The model lighting length was of 07h/24h.

For *G. p. gambiensis*, it is the temperature of 25°C that permits the selection of 54 male pupae (86,4% of hatching rate), after the stopping of hatchings on the 27th day after larviposition. For *G. m. submorsitans*, it is also the temperature of 25°C that permits to select 28 male pupae (65,2% of hatching rate) after the stopping of hatchings on the 29th day after larviposition.

The length of lighting of 07h/24h permits to select 50 male pupae of *G. p. gambiensis* (92,3% of hatching rate) after the stopping of hatchings to the 29th day and 38 male pupae of *G. m. submorsitans* (78,9% of hatching rate) after the stopping of hatchings on the 28th day after larviposition.

For two studied tsetse flies species, it is the temperature of 25°C and the length of lighting of 07h/24h that permits to select the maximum of male pupae.

Keys words : temperature, lighting, pupae, hatchings, mortality, tsetse flies.

SIGLES ET ABREVIATIONS

AIEA : Agence Internationale de l'Energie Atomique

CIRDES : Centre International de Recherche-Développement sur l'Elevage en zone Subhumide

CRTA : Centre de Recherche sur les Trypanosomoses Animales

EF : lot Expérimental de Femelles

EM : lot Expérimental de Mâles

F ou M m_{ea} : Femelle ou Mâles morts entre l'éclosion et l'accouplement

FAO : Food and Agriculture Organization of the United Nations

G. m. submorsitans : *Glossina morsitans submorsitans*

G. p. gambiensis : *Glossina palpalis gambiensis*

IEMVT : Institut d'Elevage et de Médecine Vétérinaire des pays Tropicaux

IRD : Institut de Recherche pour le Développement

ORSTOM : Office de la Recherche Scientifique et Technique d'Outre-Mer

PAAT: Programme Against African Trypanosomiasis

PATTEC: PAN-african Tsetse and Trypanosomiasis Eradication Campaign

TAA: Trypanosomoses Animales Africaines

TF : lot Témoin de Femelles

TIS : Technique de l'Insecte Stérile

TM : lot Témoin de Mâles

TM_{avc} : Taux de Mortalité avant accouplement

TM_j : Taux de Mortalité journalière

TPU : Tsetse Production Unit

UA : Union Africaine

URBIO : Unité de Recherche sur les bases BIOlogiques de la lutte intégrée

TABLE DES ILLUSTRATIONS

LISTE DES TABLEAUX

| | |
|--|----|
| Tableau I : Liste des espèces et sous-espèces de glossines par sous- genre..... | 6 |
| Tableau II : Protocole de l'évaluation de l'effet de la température sur les éclosions . | 21 |
| Tableau III : Protocole de l'évaluation de l'effet de la durée de l'éclairage sur les éclosions..... | 21 |
| Tableau IV : Moyennes des taux de mortalité avant accouplement de <i>G. p. gambiensis</i> et <i>G. m. submorsitans</i> à différentes températures..... | 32 |
| Tableau V : Moyennes des taux de mortalité journalière de <i>G. p. gambiensis</i> et <i>G. m. submorsitans</i> à différentes températures..... | 33 |
| Tableau VI : Moyennes des taux de mortalité avant accouplement de <i>G. p. gambiensis</i> et <i>G. m. submorsitans</i> à différentes durées d'éclairage | 40 |
| Tableau VII : Moyenne des taux de mortalité journalière de <i>G. p. gambiensis</i> et <i>G. m. submorsitans</i> à différentes durées d'éclairage | 41 |

LISTE DES FIGURES

| | |
|--|----|
| Figure 1: Représentation schématique d'une glossine : face dorsale, ailes écartées | 4 |
| (Pollock/FAO, 1982). | 4 |
| Figure 2 : Appareils génitaux (A : Mâle, B : Femelle) de glossines (IRD, 2000)..... | 8 |
| Figure 3 : Cycle de développement d'une glossine (Cuisance, 1989)..... | 10 |
| Figure 4 : Carte de répartition géographique des glossines..... | 13 |
| (ORSTOM, 1998)..... | 13 |
| Figure 5 : Vue d'ensemble du TPU-3..... | 18 |
| Figure 6 : Evolution des taux d'éclosions des pupes de <i>G. p. gambiensis</i> mises en incubation aux températures de 15°C et 25°C..... | 24 |
| Figure 7 : Evolution des taux d'éclosions des pupes de <i>G. p. gambiensis</i> mises en incubation aux températures de 20°C et 25°C..... | 25 |
| Figure 8: Evolution des taux d'éclosions des pupes de <i>G. p. gambiensis</i> mises en incubation aux températures de 28°C et 25°C..... | 27 |
| Figure 9: Evolution des taux d'éclosions des pupes de <i>G. m. submorsitans</i> mises en incubation aux températures de 15°C et 25°C..... | 28 |
| Figure 10: Evolution des taux d'éclosions des pupes de <i>G. m. submorsitans</i> mises en incubation aux températures de 20°C et 25°C..... | 30 |
| Figure 11 : Evolution des taux d'éclosions des pupes de <i>G. m. submorsitans</i> mises en incubation aux températures de 28°C et 25°C..... | 31 |
| Figure 12 : Evolution des taux d'éclosions des pupes de <i>G. p. gambiensis</i> mises en incubation aux durées d'éclairage de 07h et 12h/jour | 35 |
| Figure 13 : Evolution des taux d'éclosion des pupes de <i>G. p. gambiensis</i> mises en incubation aux durées d'éclairage de 07h et 24h/jour | 36 |

Figure 14: Evolution des taux d'éclosions des pupes de *G. m. submorsitans* mises en incubation aux durées d'éclairage de 07h et 12h/jour 38

Figure 15: Evolution des taux d'éclosions des pupes de *G. m. submorsitans* mises en incubation aux durées d'éclairage de 07h et 24h/jour 39

LISTE DES ANNEXES

Annexe 1 : Fiche de suivi des éclosions de glossines I

Annexe 2 : Fiche de suivi de la mortalité de glossines II

Annexe 3 : Classification zoologique des glossines III

INTRODUCTION

Contexte et Problématique

Les Trypanosomoses Animales Africaines (TAA) sont des maladies parasitaires provoquées par la présence dans le plasma sanguin de protozoaires flagellés appartenant à la famille des *Trypanosomatidae* et au genre *Trypanosoma*. Ces pathologies sévissent spécialement en Afrique au sud du Sahara. Elles se rencontrent chez les bovins, les petits ruminants et les équidés. Les symptômes les plus fréquents de ces maladies sont : la fièvre, l'anémie, l'amaigrissement, le retard de croissance et les avortements. Chez les animaux sensibles, la mort survient quelques semaines ou quelques mois après (Murray et *al.*, 1991).

Les TAA constituent l'un des principaux facteurs limitant de l'élevage en Afrique Subsaharienne. En effet, elles gênent ou empêchent les productions animales sur 10 millions de km² environ (Sidibé, 1996). Sur cette superficie, la production laitière est diminuée de 30% et la puissance de travail est réduite du tiers (Swallow, 1997).

Les glossines ou mouches tsé-tsé sont les vecteurs biologiques de ces trypanosomoses (Murray et *al.*, 1984). Ce sont des insectes de taille comprise entre 6 et 16 mm. Elles sont strictement hématophages (Itard, 1986).

Face aux conséquences délétères des TAA, la lutte anti-vectorielle s'avère la stratégie la plus déterminante parmi les trois stratégies d'intervention contre les TAA (Cuisance et *al.*, 2003 ; De La Rocque et Cuisance, 2005). Les méthodes de lutte anti-vectorielle peuvent être classées en deux catégories : les méthodes chimiques qui s'effectuent par utilisation d'insecticides sur des leurres ou sur des animaux et les méthodes non chimiques parmi lesquelles les méthodes biologiques comme le lâcher de mâles stériles. Face au coût élevé et à la pollution que pourrait engendrer les insecticides, la Technique de l'Insecte Stérile (TIS) ou le lâcher de mâles stériles est de plus en plus préférée.

La TIS consiste à lâcher dans une population sauvage des mâles rendus stériles par irradiation. Cette technique vise l'éradication de l'espèce. Elle est basée sur le fait que la femelle de glossine s'accouple une fois ou un petit nombre de fois en début de sa vie et conserve le sperme dans ses spermathèques (Itard, 2000). L'accouplement de la femelle avec les mâles stériles ne donnera pas de descendance. L'application de la TIS commande un élevage de masse de glossines afin d'obtenir suffisamment de mâles pour les irradier avant de les lâcher. La séparation des mâles du troupeau des femelles est alors d'une importance considérable (Opiyo et *al.*, 2001). Cette séparation peut se faire manuellement après avoir

endormi les mouches nouvellement écloses à la température de 4°C ou par la sélection des pupes mâles. La sélection des pupes mâles est rendue possible car les femelles éclosent en moyenne deux jours plutôt que les mâles (Itard, 2000).

Par ailleurs, les conditions climatiques (pluviosité, humidité relative et température) jouent un rôle important sur les conditions d'existence des glossines (Itard, 1986). La durée de pupaison est plus longue en période froide qu'en période chaude (Itard, 2000). L'éclairage pourrait également jouer sur les éclosions. Il est donc permis de penser que ces facteurs pourraient permettre de mieux sélectionner les pupes mâles dans le cadre de la TIS d'où l'importance de notre travail qui porte sur « Etude de l'effet de la température et de l'éclairage sur les éclosions des pupes de glossines : *Glossina palpalis gambiensis* et *Glossina morsitans submorsitans* (Diptera Muscidae) ».

Objectifs de l'étude

- Cette étude vise d'une manière générale à contrôler l'effectif des glossines
- Les objectifs spécifiques sont :
 - Evaluer l'effet de la température sur les éclosions de glossines dans le but de sélectionner le maximum de pupes mâles ;
 - Evaluer l'effet de la durée de l'éclairage sur les éclosions dans l'optique de sélectionner le maximum de pupes mâles.

Hypothèses

Au regard de ces objectifs spécifiques, les hypothèses suivantes peuvent être formulées :

- La température de 25°C permet de sélectionner le maximum de pupes mâles ;
- La durée d'éclairage de 07h par jour permet de sélectionner le maximum de pupes mâles.

Plan du document

Le présent document comporte trois chapitres :

- le premier aborde les généralités sur les glossines ;
- le second traite de la méthodologie ;
- et le troisième porte sur les résultats et discussion.

Chapitre I : GENERALITES SUR LES GLOSSINES

1.1. Morphologie

Les glossines ou mouches tsé-tsé sont des insectes allongés, robustes, de coloration brun-noirâtre à brun testacé. Les mâles sont en général plus petits que les femelles.

Les glossines diffèrent de la plupart des autres mouches par l'adaptation de leurs pièces buccales à la piqûre. Cette différence les fait ranger dans le groupe des « muscoïdes piqueurs » auxquels appartiennent les *Stomoxyninae* (*Haematobia*, *Stomoxys*) (Itard, 1986).

Le corps d'une glossine (Figure 1) comprend :

- la tête qui porte :
 - deux grands yeux à facettes appelés ommatidies qui sont bien adaptés à la perception des mouvements des hôtes ;
 - deux antennes entre les yeux, les pièces buccales, trois ocelles au sommet de la tête percevant les faibles changements de l'intensité lumineuse ;
 - la trompe ou proboscis formée de trois parties : le labium, le labre et l'hypopharynx.
 - le thorax qui comporte trois paires de pattes et une paire d'ailes. Les ailes portent de nombreux chimiorécepteurs. Au repos, les ailes sont croisées sur le dos de l'abdomen ce qui donne une forme mince à la glossine. Il porte à la base des ailes, deux balanciers ou haltères qui le maintiennent en équilibre lors du vol (Pollock, 1982).
 - l'abdomen composé de huit segments dont sept visibles dorsalement. Le huitième segment est le genitalia. C'est l'appareil reproducteur externe du mâle ou de la femelle. La forme et les dimensions du genitalia ; la coloration de l'abdomen sont caractéristiques des espèces et sous-espèces.
- Chaque segment comprend : une plaque dorsale ou tergite, une plaque ventrale ou sternite et une paire de stigmates respiratoires.

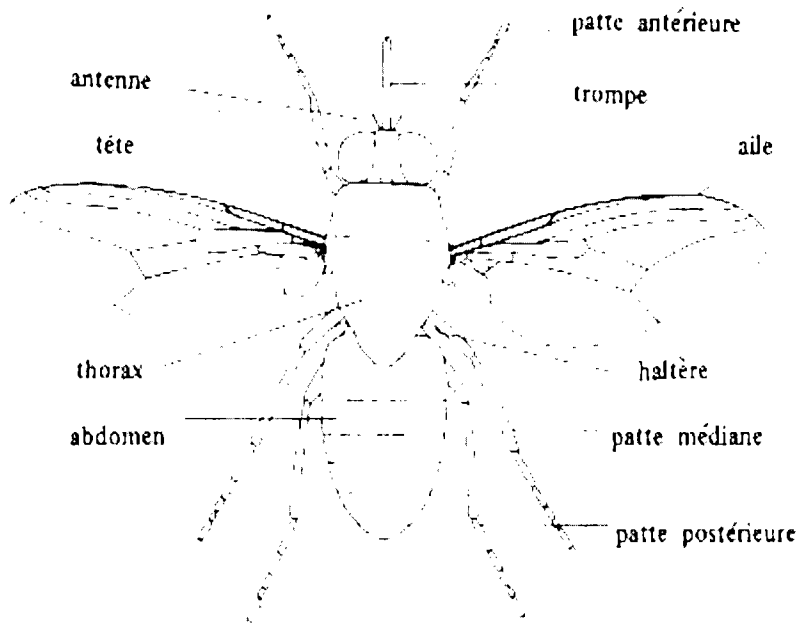


Figure 1: Représentation schématique d'une glossine : face dorsale, ailes écartées (Pollock/FAO, 1982).

1.2. Systématique

Les glossines sont des arthropodes qui appartiennent à la famille des *Glossinidae*, au seul genre *Glossina* (Wiedman, 1930). Elles font partie de la classe des insectes et appartiennent à l'ordre des Diptères Brachycères dont la principale caractéristique est de posséder une paire d'ailes. La systématique de ce genre est basée sur la taille, la morphologie des membres, de l'abdomen et de l'appareil génital. Le genre *Glossina* regroupe 3 sous-genres qui se composent comme suit :

- Le sous-genre *Austenina* (Townsend, 1921) dont l'espèce-type est *G. brevipalpis* (Newstead, 1910). Il comporte treize espèces avec quatre sous-espèces (Tableau 1). Les espèces qui composent ce sous-genre sont de grande taille (11 à 16 mm). L'abdomen a une teinte uniforme brune et est plus ou moins claire ; les tarsi des pattes postérieures sont brun-noirâtre avec parfois seulement les deux derniers segments noirs. Chez le mâle, les forcipules¹ supérieurs sont libres, non réunis par une membrane connective. La tête de l'édéage porte des harpes remarquables, caractéristiques des espèces. Les femelles ont cinq plaques génitales, la plaque médico-dorsale étant absente.

¹

Forcipules : crochets abdominaux par lesquels le mâle saisit l'extrémité de l'abdomen de la femelle lors de l'accouplement.

A l'exception de *G. longipennis* qui est présente dans les savanes arides du Kenya et pays limitrophes et *G. brevipalpis* qui se retrouve dans les forêts de l'Afrique Orientale, les espèces de ce sous-genre vivent dans la forêt dense humide équatoriale.

- Le sous- genre *Nemorhina* (Robineau-Desvoidy, 1830) dont l'espèce type est *G. palpalis palpalis* (Robineau-Desvoidy, 1830). Ce sous-genre comprend cinq espèces et sept sous-espèces. Ces espèces sont de moyenne taille (8 à 11 mm) ou de petite taille (6 à 8mm).

Leur abdomen est brun noir ou avec des taches sombres sur fond clair grisâtre (petites espèces) ; les tarsi des pattes postérieures ayant tous les segments recouverts de poils brun foncé ou noirs. Les espèces appartenant à ce sous-genre vivent dans les galeries forestières de l'Afrique de l'Ouest et de l'Afrique Centrale, les berges des lacs, les mangroves. Cependant, elles sont absentes en Afrique de l'Est et en Afrique Australe.

- Le sous-genre *Glossina* (Zumpt, 1935) dont l'espèce type est *G. longipalpis* (Wiedman, 1830). Il renferme cinq espèces avec trois sous espèces. Les espèces de ce sous-genre sont de moyenne taille (8 à 11 mm). Leur abdomen porte généralement des taches sombres sur fond clair jaunâtre ; les tarsi des pattes postérieures ont seulement les deux derniers segments recouverts de poils noirs (sauf *G. austeni*).

Ces espèces ne sont pas inféodées aux cours d'eau. Elles fréquentent essentiellement les savanes boisées et les fourrés. Elles se retrouvent en Afrique de l'Ouest dans les forêts claires à *Isobertinia* et en Afrique Centrale et Orientale dans les forêts claires à *Brachystegia*.

MENTION BIEN

Tableau I : Liste des espèces et sous-espèces de glossines par sous- genre

| <i>Glossina</i> | <i>Nemorhina</i> | <i>Austenina</i> |
|-----------------------------------|-----------------------------------|--|
| 1a- <i>G. morsitans</i> | 1a- <i>G. palpalis palpalis</i> | 1a- <i>G. fusca fusca</i> (Walker,1849) |
| <i>submorsitans</i> | (Robineau.-Desvoidy 1930) | 1b- <i>G. fusca congolensis</i> |
| (Newstead, 1910) | 1b- <i>G. palpalis gambiensis</i> | (Newstead et Evans,1921) |
| 1b- <i>G. morsitans centralis</i> | (Vanderplank, 1949) | 2a- <i>G. nigrofusca hopkinsi</i> |
| (Machado, 1970) | 2a- <i>G. fuscipes fuscipes</i> | (Van Emden,1944) |
| 1c- <i>G. morsitans morsitans</i> | (Newstead, 1910) | 2b- <i>G. nigrofusca nigrofusca</i> |
| (Westwood, 1850) | 2b- <i>G. fuscipes quanzensis</i> | (Newstead, 1910) |
| 2- <i>G. austeni</i> | (Pires, 1948) | 3- <i>G. medicorum</i> |
| (Newstead, 1912) | 2c- <i>G. fuscipes martinii</i> | (Austen, 1911) |
| 3- <i>G. pallidipes</i> | (Zumpt, 1935) | 4- <i>G. nashi</i> (Poots, 1955) |
| (Austen, 1903) | 3- <i>G. tachinoides</i> | 5- <i>G. tabaniformis</i> |
| 4- <i>G. swynnertoni</i> | (Westwood, 1850) | (Westwood,1850) |
| (Austen, 1923) | 4a- <i>G. pallicera pallicera</i> | 6- <i>G. brevipalpis</i> |
| 5- <i>G. longipalpis</i> | (Bigot, 1891) | (Newstead,1910) |
| (Wiedemann, 1830) | 4b- <i>G. pallicera newsteadi</i> | 7- <i>G. longipennis</i> (Corti, 1895) |
| | (Austen,1929) | 8- <i>G. frezili</i> (Gouteux, 1987) |
| | 5- <i>G. caliginea</i> | 9- <i>G. severini</i> (Newstead,1913) |
| | (Austen,1911) | 10- <i>G. fuscipleuris</i> (Austen, 1911) |
| | | 11- <i>G. vanhoofi</i> (Henrard,1952) |
| | | 12- <i>G. schewtzi</i> (Newstead et Evans,1921) |
| | | 13- <i>G. haningtoni</i> (Newstead et Evans,1922) |

Source : Leak, 1999

1a, 1b, 1c, 2a, 2b, 2c, 4a et 4b : sous-espèces de glossines

1.3. Biologie des appareils génitaux

1.3.1. Anatomie

- Appareil génital mâle

Il comprend une paire de testicules et deux glandes annexes (Figure 2 A). Chaque testicule formé d'un long tube rempli de spermatozoïdes est enroulé sur lui-même et enveloppé d'une coque brunâtre. Les canaux déférents faisant suite aux testicules se dirigent vers l'axe du corps et se réunissent aux glandes annexes. La formation, le développement de l'appareil reproducteur et la spermatogenèse s'effectuent pendant la période pupale. Le mâle adulte éclot avec son stock de spermatozoïdes qui ne sera pas renouvelé au cours de la vie imaginale.

- Appareil génital femelle

Les glossines sont des insectes larvipares ; l'appareil reproducteur interne de la femelle est adapté à ce mode de reproduction (Itard, 1986). Il est composé de deux ovaires contenant chacun deux ovarioles (Figure 2 B). Deux spermathèques globuleuses débouchent en arrière de l'oviducte commun au sommet de la papille utérine. Une glande utérine constituée d'un ensemble de tubes blanchâtres ramifiés est située à la face dorsale de l'utérus.

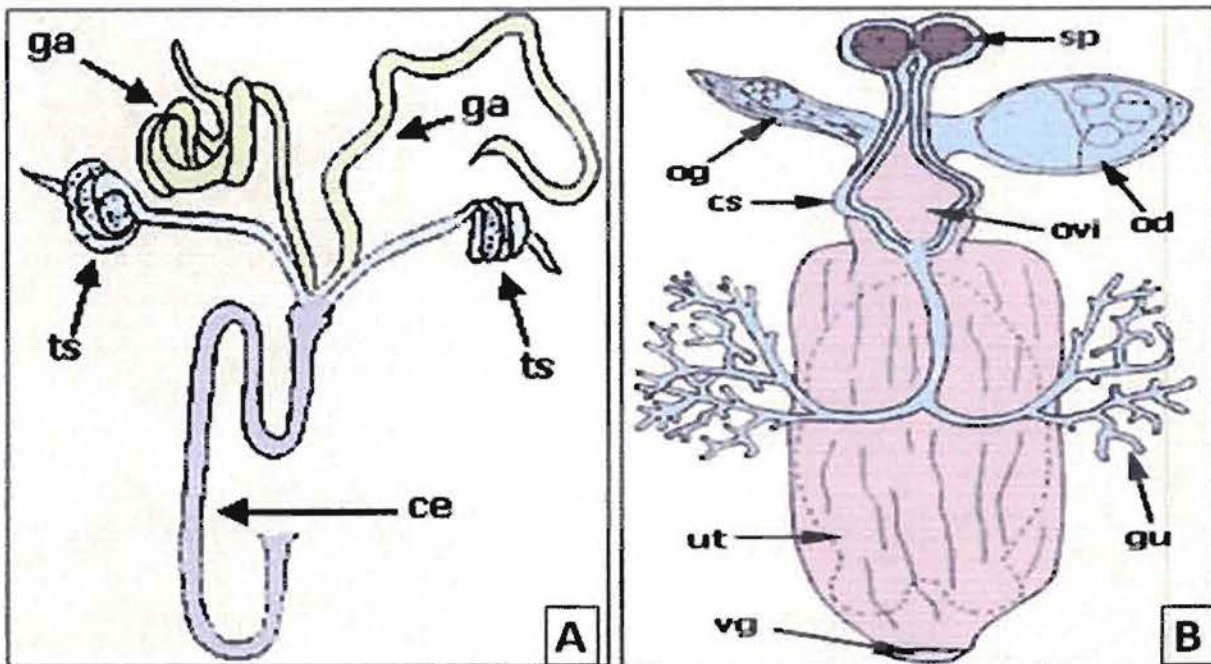


Figure 2 : Appareils génitaux (A : Mâle, B : Femelle) de glossines (IRD, 2000)

ts : testicules, ce : canal éjaculateur, ga : glandes annexes, od : ovaire droit, og : ovaire gauche, sp : spermathèques, ut : utérus, gu : glande utérine, cs : canaux des spermathèques, ovi : oviductes.

1.3.2. Physiologie

- Accouplement

L'accouplement se produit fréquemment en captivité à l'âge de deux ou trois jours pour la femelle et à partir du sixième au huitième jour pour le mâle (Howell, 1967 ; Pollock, 1982). Elle dure une heure et demie à deux heures environ (Davies, 1967). Les mâles peuvent effectuer jusqu'à douze ou quinze accouplements si ces derniers sont espacés, mais le pouvoir inséminant diminue à partir du sixième ou septième accouplement (Itard, 1986).

Un seul accouplement suffit pour assurer la fertilité de la femelle durant toute sa vie (Pollock, 1982). Cependant, nombreuses sont les jeunes femelles qui sont accouplées plusieurs fois au laboratoire (Dame et Ford, 1968 ; Jaenson, 1980 ; Itard, 1986) et à une fréquence non déterminée dans la nature. Mais, après la première ovulation, il y a impossibilité pour le sperme, lors d'un nouvel accouplement d'atteindre les spermathèques² (Itard, 1986). Le processus de transport de sperme au cours de l'accouplement est particulier.

² Spermathèques : petits réceptacles qui conservent les spermatozoïdes reçus au cours de l'accouplement.

Celui-ci est rarement observé chez les diptères supérieurs. En effet, le mâle élabore vers la fin de l'accouplement, un spermatophore³ qu'il dépose au fond de l'utérus de la femelle (Pollock, 1982). La migration du sperme vers les spermathèques commence immédiatement et se poursuit bien après que le mâle ait quitté la femelle. Au bout de quelques heures, l'enveloppe vide du spermatophore est expulsée des voies génitales de la femelle.

- Fécondation

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

- Cycle de développement

Le cycle de développement d'une glossine se compose de trois principales phases : la phase larvaire, la phase pupale et la phase de mouche proprement dite (Figure 3).

³ Spermatophore : masse globuleuse constituée d'une enveloppe visqueuse transparente formée par les sécrétions des glandes annexes.

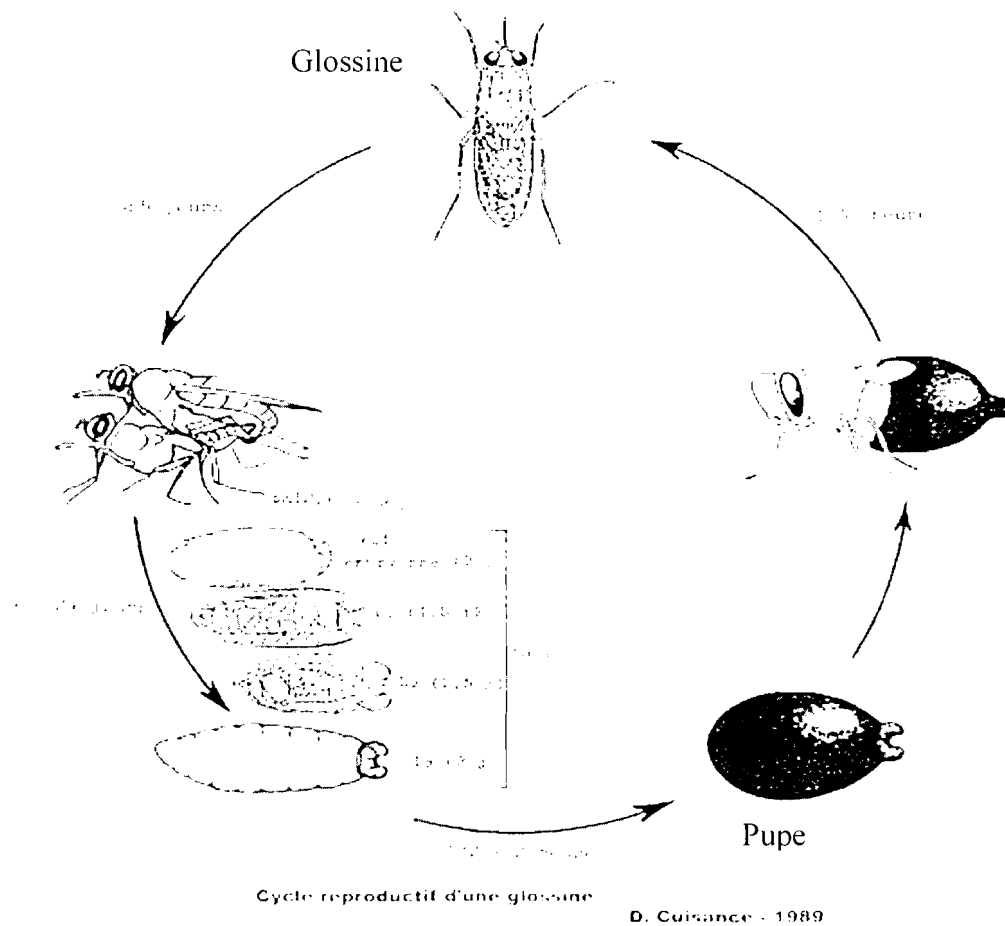


Figure 3 : Cycle de développement d'une glossine (Cuisance, 1989)

➤ Phase larvaire

La larve passe la presque totalité de son existence à l'intérieur du corps de la femelle. Elle passe par trois stades de développement que sont :

- le 1^{er} stade (L1) : il dure environ un jour et demi et la larve grandit jusqu'à 1,8 mm (*G. morsitans*) avant de passer au stade suivant en se débarrassant de son ancienne enveloppe (FAO, 1982).

- le 2^{ème} stade (L2) : c'est un stade de croissance et de développement au cours duquel on observe des renflements de chaque côté des stigmates. Il dure deux jours et demi environ et la larve atteint alors 4,5 mm (*G. morsitans*).

- le 3^{ème} stade (L3) : la larve est pleinement développée et possède deux gros renflements noirs à son extrémité postérieure : ce sont des lobes polypneustiques. Ils sont percés d'un grand nombre de petits orifices par lesquels la larve respire. Au début, de couleur blanche, ces lobes 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 nourritures non assimilées représente la presque totalité du poids et du volume de la larve.

➤ **Phase pupale**

La larve est déposée à la fin du troisième stade de développement. La parturition ou ponte larvaire a généralement lieu sur une aire sablonneuse protégée par un rocher en surplomb, une branche ou une brindille (Pollock, 1982). 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, puis tombe à terre. Elle s'y enfonce et disparaît. La larve libre se présente sous la forme d'un asticot blanchâtre de cinq à huit millimètres de long. Elle est mobile et son corps annelé est divisé en treize segments. Dès que la larve s'est enfoncée dans le sol, elle s'immobilise, prend la forme d'un tonnelet, tandis qu'une sécrétion inhibe son tégument et l'isole du substrat environnant. Le tégument s'opacifie alors, prenant une teinte jaunâtre, brune puis noire, en même temps qu'il durcit. La puppe est alors formée. Son enveloppe extérieure, correspondant au tégument de la larve au troisième stade, porte le nom de puparium. Elle conserve la structure externe de la larve.

A la fin de l'évolution de la larve, on obtient la puppe. Celle-ci se caractérise par sa couleur noire, sa forme et son puparium. La puppe est le siège de deux processus essentiels : la digestion et le développement d'organes de l'imago. Son extrémité postérieure porte les lobes polypneustiques dont la forme permet de distinguer la puppe de glossines de celles des autres mouches (Pollock, 1982). La durée du stade pupale varie selon la température et l'espèce de glossine. Cette durée est comprise en moyenne entre 25 et 35 jours à 25°C (Pollock, 1982 ; Itard, 2000). Dans les conditions où la température est supérieure à 25°C, le stade pupale est court. Inversement, celui-ci s'allonge lorsque la température est inférieure à 16°C ; et une température supérieure à 32°C provoque la mort de la puppe (Pollock, 1982).

➤ **Phase mouche**

A l'éclosion, l'imago se dégage du puparium par une fente circulaire de l'extrémité antérieure. A ce stade et avant le premier repas, la jeune mouche est appelée mouche ténérale. La face ventrale de son abdomen est blanchâtre et translucide. Son corps est encore très mou et les ailes sont petites et fripées. Au bout de quelques minutes ces dernières commencent à se déplier pour atteindre leur taille normale. Après le premier repas de sang, l'abdomen prend une couleur qui tire sur le jaune crème. Le thorax devient plus ferme et plus dur en raison du plus grand développement des muscles qu'il contient.

1.4. Ecologie de la glossine

Elle consiste à étudier la glossine dans son environnement.

1.4.1. Environnement

Les conditions dans lesquelles vit une glossine caractérisent son environnement. Ces conditions sont : le climat, la végétation, les sols et l'effet de l'activité humaine.

Parmi les facteurs climatiques, la température et l'humidité sont les plus importantes pour la glossine ; la lumière joue un rôle non négligeable (FAO, 1996).

- La température

Les glossines vivent bien à des températures comprises entre 25 et 26°C, et c'est à ces températures que sont maintenues la plupart des colonies en laboratoire (Pollock, 2000). Aux températures inférieures à 16-17°C, les glossines adultes ne peuvent mener une vie active normale. A plus de 38°C, il se produit des lésions létales chez les adultes, les pupes ne peuvent supporter des températures de 32°C. La température minimale pour que ces dernières se développent normalement ne doit pas être inférieure à 16°C (Pollock, 1982).

Dans les régions septentrionales de l'aire de distribution des glossines, les températures élevées et la sécheresse limitent leur propagation.

-La pluviosité et l'humidité

La pluviosité n'a probablement pas d'effet direct sur la glossine mais elle exerce un effet indirect. En effet, elle influe d'abord sur le degré hygrométrique de l'atmosphère ; ensuite, provoque des crues localisées où de nombreuses pupes peuvent se noyer ; enfin elle maintient des zones de végétation différentes selon la pluviosité et la durée de la saison des pluies.

L'optimum hygrométrique varie de 50 à 60% pour les espèces de savane et de 65 à 85% pour les espèces de forêts et de galeries forestières (Itard, 1986).

En outre l'humidité du sol joue un grand rôle dans la survie des pupes.

1.4.2. Répartition géographique

Les glossines sont exclusivement présentes en Afrique. Les différentes espèces ou sous-espèces sont localisées du 15^{ème} parallèle Nord au 29^{ème} parallèle Sud (Figure 4). Sur cette

aire de répartition, la température est supérieure à 20°C et la pluviométrie annuelle supérieure à 600 mm (Howells, 1967).

La répartition actuelle des glossines résulte de changements climatiques anciens qui ont modelé la phytogéographie et la zoogéographie du continent africain. L'activité humaine est venue secondairement modifier l'aspect de cette répartition. En général, les limites suivent la savane tropicale entre deux zones de transition à steppes herbeuses sèches faiblement boisées. Au centre se trouve la forêt dense humide à climat équatorial, l'habitat des glossines du sous-genre *Austenina* et *Nemorhina*. En bordure, on rencontre les savanes boisées, habitat des glossines du sous-genre *Glossina*. Mais il y a de nombreuses variations locales de la végétation et de la faune. Cette vaste répartition de glossines ne s'étend pas non plus au sud de l'Afrique compte tenu des températures très basses et du froid.

Dans les conditions normales de température, la glossine est surtout active entre le début et le milieu de la matinée et enfin d'après midi. Lorsqu'il fait très chaud, l'activité peut cesser presque totalement au milieu de la journée. Les mouches recherchent alors les endroits frais pour s'abriter de la grande chaleur. Quand le temps est très frais, c'est généralement vers le milieu de la journée que les glossines sont actives (Itard, 1986).

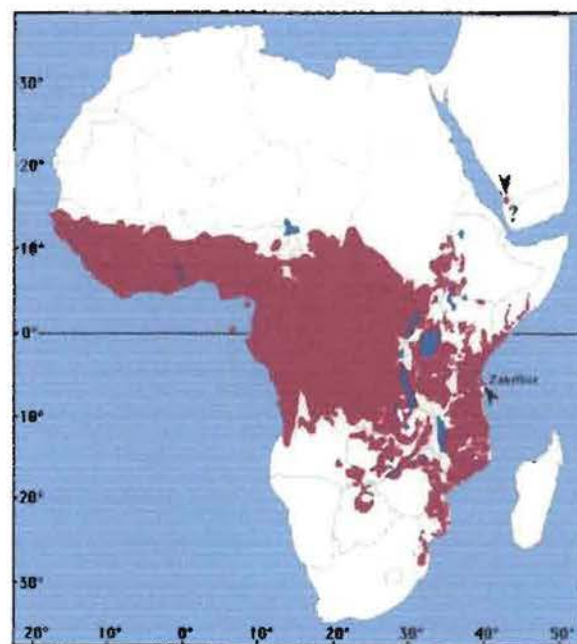


Figure 4 : Carte de répartition géographique des glossines
(ORSTOM, 1998)

1.5. Lutte contre les glossines

Elle constitue l'une des trois grandes stratégies de lutte contre les TAA (Cuisance et *al.*, 2003). Les deux autres stratégies sont : le traitement d'animaux par utilisation de trypanocides et l'élevage d'animaux trypanotolérants.

La lutte contre les glossines demeure la stratégie incontournable (Geerts et *al.*, 1997) et l'élimination des trypanosomoses en Afrique ne peut se faire sans elle (Jordan, 1986). La lutte-antivectorielle, le plus souvent associée au dépistage et au traitement des malades, adopte de nos jours des stratégies évoluant vers la réduction de la pollution. Les méthodes de lutte anti-vectorielle peuvent être classées en deux catégories : méthodes chimiques et méthodes non chimiques. Parmi ces dernières figure une méthode de lutte génétique beaucoup plus spécifique : la Technique de l'Insecte Stérile (TIS).

La TIS est une méthode de lutte contre les insectes ravageurs basée sur la génétique. Elle a l'avantage d'être une méthode non polluante et ciblée (Dyck et *al.*, 2005). Le principe de cette technique est de lâcher dans une population sauvage des mâles rendus stériles par l'irradiation. L'insémination des femelles vierges par les mâles stériles entraîne la suppression de la descendance. En effet, la femelle ne s'accouplant en général qu'une fois (Pollock, 1982), lorsqu'elle stocke le sperme stérile dans ses spermathèques, elle ne produira plus de larves viables.

La distribution des insectes stériles peut être optimisée par des lâchers aériens (Feldmann et Hendrichs, 2001). Le lâcher continu de mâles stériles en quantité sur une durée suffisante permet de couvrir plusieurs générations de la population cible et sa capacité reproductive d'où la population fertile est progressivement réduite. Des accouplements fertiles n'aboutissent plus et la population est éliminée. Pour que cette lutte soit efficace, il faudra que les conditions soient favorables et que le ratio de mâles stériles lâchés sur mâles sauvages soit de sept à dix mâles stériles pour un mâle sauvage (Kaboré, 2001) et dans certaines circonstances atteindre quinze mâles stériles pour un mâle sauvage (Feldmann et Hendrichs, 2001). En outre, la réussite de cette technique dépend de la capacité des mâles stériles à localiser les femelles sauvages et à rivaliser avec les mâles sauvages pour s'accoupler avec ces femelles (Opiyo et *al.*, 2001).

Une stérilité complète pourrait être induite dans la population sauvage pendant cinq mois à un ratio de neuf mâles stériles ou plus sur un mâle sauvage (FAO, 1998). Etant particulièrement efficace à faible densité, la TIS est généralement utilisée pour éradiquer les

glossines après une phase de réduction par d'autres méthodes efficaces à densité élevée des glossines (Vreysen et *al.*, 2007).

Les considérations biologiques concernant les glossines qui laissent entrevoir l'intérêt de la lutte génétique sont :

- la durée de vie d'une glossine est d'environ deux mois (Itard, 2000) :

- le taux de reproduction est exceptionnellement bas ; il est d'une puce en moyenne tous les dix jours ;

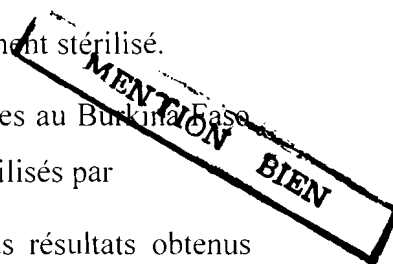
- le stock de sperme du mâle est non renouvelable et peut être totalement stérilisé.

De 1975 à 1980, des essais menés sur 100 km² de galeries forestières au Burkina Faso par le CRTA ont prouvé l'efficacité de la méthode de lâchers de mâles stérilisés par irradiation. L'espèce visée était *G. p. gambiensis*. Suites aux excellents résultats obtenus (Cuisance et *al.*, 1984), cette méthode a été utilisée entre 1981 et 1984 dans la zone pastorale de Sidéradougou pour lutter contre trois espèces : *G. p. gambiensis*, *G. m. submorsitans* et *G. tachinoides*. Plus de 800 000 mâles irradiés ont été lâchés en saison des pluies après un affaiblissement des densités sauvages en saison sèche par utilisation d'écrans imprégnés d'insecticides. L'association des deux méthodes, les pièges biconiques ou les écrans imprégnés d'insecticides et le lâcher de mâles stériles en alternance, a entraîné l'éradication des glossines riveraines et celles de savane (Cuisance et *al.*, 1984 ; Politzar et Cuisance, 1984). Ces expériences concluantes de l'application de la TIS à Sidéradougou (Burkina Faso) de 1981 à 1984, et à Tanga (Tanzanie) de 1993 à 1999 (Vreysen et *al.*, 2000) témoignent que cette technique est la plus prometteuse parmi les techniques de lutte contre les glossines. Toutefois, son application nécessite des élevages importants de glossines assurant :

- la production de grandes quantités de mâles ;

- les moyens de les stériliser ;

- la connaissance de leur comportement, de leur compétitivité et des données précises sur l'écologie de l'espèce visée dans les conditions locales du milieu où l'intervention est envisagée.



1.6. Elevage de glossines

1.6.1. Bref historique

Le premier élevage de glossines fut réalisé en 1913 à l'Institut Pasteur à Paris par E. Roubaud à partir des pupes de *G. m. submorsitans* en provenance du Sénégal (Kaboré, 1982). Mais, c'est seulement dans les années 1970 que des élevages entretenus suivant des techniques normalisées ont pu être établis en Europe et en Afrique.

Ces dernières années, l'élevage de glossines connaît un intérêt particulier en Afrique au sud du Sahara à la faveur de projets de création des zones prioritaires de développement indemnes de glossines. Outre les pays africains bénéficiaires, ces projets sont entretenus 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).

1.6.2. Buts d'élevage

L'élevage de glossines vise à :

- étudier la physiologie, à évaluer le rôle pathogène et la sensibilité des différentes espèces de glossines aux insecticides et à d'autres produits ;
- disposer de pupes ou d'imagos destinés à des études écologiques tels que la dispersion, la longévité, la durée de pupaison, les tests de compatibilité et de compétitivité etc.;
- mener des recherches diverses : tests de rémanence d'insecticides, diagnostic sur les trypanosomoses, recherches sur les attractifs visuels et olfactifs ;
- mener des opérations de lutte biologique ou génétique comme le lâcher de mâles stériles.

1.6.3. Conditions générales d'élevage des glossines

Les facteurs qui conditionnent l'élevage des glossines restent étroitement liés à la biologie et à l'écologie de ces insectes. Ce sont :

- les glossines étant strictement hématophages ; il faut veiller à une bonne alimentation. Cette alimentation doit avoir lieu environ 3 à 6 jours par semaine suivant les espèces. En effet, des études ont établies que seul *G. m. submorsitans* pouvait subir une restriction alimentaire de six jours à trois jours sans dommage sur la productivité des femelles. Cependant, la

diminution de moitié de la ration hebdomadaire ne serait applicable à *G. p. gambiensis* et *G. tachinoides* (Kam, 2003).

- le taux de reproduction des glossines étant très bas ; la femelle libère une larve chaque 8 à 10 jours (Pollock, 1980), il est alors important de s'assurer des conditions optimales de vie et des taux d'insémination les plus élevés possibles.

1.6.4. Production en masse de glossines : le Tsetse Production Unit (TPU)

Le TPU est un système semi automatisé de production de glossines. Il a été conjointement conçu en 1995 par la FAO et l'AIEA. Ce système a pour objectif une production qualitative et massive de tsé-tsé. Il comprend trois principales versions : le TPU-1, le TPU-2 et le TPU-3. Les deux premières versions n'ont pas connu de succès. Elles ont été confrontées à des problèmes de mortalité (FAO/AIEA, 2001).

Le TPU-3 : Dans ce système, le stockage des glossines est stationnaire et l'Homme, au moyen d'un appareil, fait déplacer le sang vers les mouches (Figure 5). De plus, les étagères sur lesquelles tombent les pupes sont fabriquées en plexiglas pour résoudre le problème de l'inégale répartition de la lumière dans les cages.

Les chariots d'alimentation sont de mêmes dimensions que ceux du TPU-2 (65cm×65cm). La préparation de la membrane pour l'alimentation sanguine des mouches se fait selon la méthode conventionnelle de préparation des membranes (FAO/IAEA, 2000). Le TPU-3 a été expérimentée en Ethiopie pour la production de *G. m. morsitans* (Pollock, 2006). Il a été démontré que le TPU-3 installé dans l'insectarium du CIRDES permet une réduction de 80 % du temps d'alimentation. En outre, il permet une bonne productivité des femelles, un poids moyen des pupes d'environ 28,1 mg chez *G. p. gambiensis* et un taux d'éclosion d'environ 89 % chez la même espèce (Mandé, 2008)



Figure 5 : Vue d'ensemble du TPU-3

Chapitre II : MATÉRIEL ET MÉTHODES

2.1. Matériel

2.1.1. Cadre d'étude

Notre étude a été menée à l'insectarium du CIRDES. Dans ce laboratoire d'élevage des glossines 3 espèces y sont élevées. Il s'agit de *Glossina palpalis gambiensis* (Vanderplank, 1949), *G. morsitans submorsitans* (Newstead, 1910) et *G. tachinoides* (Westwood, 1850). Ces espèces sont maintenues dans les mêmes conditions de température, d'éclairage et d'humidité relative qui sont respectivement : $25 \pm 1^\circ\text{C}$, 07h d'éclairage par jour et $73,69 \pm 1,44\%$.

2.1.2. Matériel biologique

Le matériel biologique est constitué de pupes de *G. p. gambiensis* et *G. m. submorsitans*.

G. p. gambiensis est issue de la population glossinienne de la forêt classée de la Guinguette et de celle de la mare aux Hippopotames à Satiri dans les années 1970. En effet, des pupes de la dite espèce furent collectées et envoyées au laboratoire d'entomologie de l'Institut d'Elevage et de Médecine Vétérinaire des pays Tropicaux (IEMVT) de Maison-Alfort en France. De ce laboratoire, dix mille vingt quatre (10 024) pupes furent expédiées au CRTA (actuel CIRDES) pour le début de l'élevage des glossines en mars 1975 (Sellin et *al.*, 1977).

G. m. submorsitans est issue des pupes collectées dans une localité aux environs du village de Samorogouan dans les années 1980.

2.1.3. Matériel technique

➤ Les cages

Trois types de cages ont été utilisés au cours de nos expériences :

- les cages d'éclosion : elles ont une longueur de 30 cm ; une largeur de 25 cm et une hauteur de 15 cm ;

- les grandes cages : elles ont une forme parallélépipédique et sont fabriquées à l'aide d'une armature métallique de 39 cm de long, 19 cm de large et 6 cm de haut. Ces cages sont habillées en tulle moustiquaire dont les mailles ont pour dimensions 2 mm × 2 mm. Ces

mailles sont plus grandes que celles des autres cages afin de permettre aux larves de les traverser et de tomber dans les pondeurs dressés à cet effet. Elles sont utilisées pour le stockage de 200 glossines dont 150 femelles reproductrices et 50 mâles ;

- les cages Roubaud : elles ont une armature métallique parallélépipédique de dimensions 13 cm × 8 cm × 5 cm. Elles sont habillées en tulle moustiquaire de mailles

1 mm × 1 mm. Elles servent au stockage de 50 mâles par cages.

➤ Une salle équipée des appareils suivants :

- un climatiseur de marque « NATIONAL[®] » et un humidificateur de type « DEFENSOR 3001[®] » utilisés respectivement pour le réglage de la température et de l'humidité relative ;

- un thermo-hygrographe de type « LUFFT[®] » qui sert à mesurer simultanément la température et l'humidité relative ;

➤ un bac placé au congélateur a été utilisé pour endormir les mouches à la température de 4°C ;

➤ des plaques chauffantes, des membranes en silicone et leurs supports ont été utilisés comme matériel d'alimentation des glossines ;

➤ une étuve de marque « EHRET[®] » a été utilisée pour la stérilisation du matériel d'alimentation à 105°C après chaque usage jusqu'au lendemain ;

➤ un chariot sur lequel étaient déposées les cages contenant les glossines.

2.2. Méthodes

2.2.1. Pour l'évaluation de l'effet de la température sur les éclosions

Pour chaque espèce de glossines, 3 lots de 120 pupes âgées de 20 jours ont été constitués. Ces lots ont ensuite été placés aux températures expérimentales suivantes : 15,0±0,8°C, 20,1±0,3°C et 27,5±0,8°C. Ces températures correspondaient respectivement aux températures théoriques que nous avons prévues et qui étaient 16°C, 20°C et 29°C car s'il s'était avéré difficile de maintenir la température de la salle des essais aux températures théoriques prévues. Le lot témoin, constitué également de 120 pupes, était gardé à l'insectarium dont la température moyenne était de 25±1°C. Les lots expérimentaux et le lot témoin étaient gardés à la durée d'éclairage témoin de 07h d'éclairage par jour.

MENTION BIEN

Les éclosions des glossines ont été suivies en moyenne pendant un mois. Chaque jour, les glossines écloses étaient collectées et mises en cage après le sexage à 4°C. Après la mise en cage, les glossines sont stockées sur un chariot à l'insectarium pour le suivi de la mortalité. Le protocole est résumé dans le tableau II ci-après :

Tableau II : Protocole de l'évaluation de l'effet de la température sur les éclosions

| | | | |
|---|----------------|----------------|---|
| Températures témoin (°C) | 25 | 25 | 25 |
| Moyenne du relevé journalier des températures témoin (°C) | 26±1 | 25±1 | 26±1 |
| Températures expérimentales (°C) | 16 | 20 | 29 |
| Moyenne du relevé journalier des températures expérimentales (°C) | 15±1 | 20±0,3 | 28±1 |
| Espèces | <i>G. p. g</i> | <i>G. m. s</i> | <i>G. p. g</i> <i>G. m. s</i> <i>G. p. g</i> <i>G. m. s</i> |
| Nombre de pupes par traitement | 120 | 120 | 120 120 120 120 |
| Nombre de répétitions | 3 | 3 | 3 3 3 3 |

2.2.2. Pour l'évaluation de l'effet de la durée de l'éclairage sur les éclosions

Les lots témoins et expérimentaux ont été placés aux durées d'éclairages mentionnées dans le tableau III. Ces lots ont été placés à la température témoin de 25°C.

Tableau III : Protocole de l'évaluation de l'effet de la durée de l'éclairage sur les éclosions

| | | |
|---------------------------------|----------------|--|
| Durées d'éclairage témoin | 07h/24h | 07h/24h |
| Durées d'éclairage expérimental | 12h/24h | 24h/24h |
| Espèces | <i>G. p. g</i> | <i>G. m. s</i> <i>G. p. g</i> <i>G. m. s</i> |
| Nombre de pupes par traitement | 120 | 120 120 120 |
| Nombre de répétitions | 3 | 3 3 3 |

2.2.3. Paramètres étudiés

2.2.3.1. Les éclosions

➤ **Le taux d'éclosion (TE)**

C'est le pourcentage de glossines écloses (GE) par rapport au nombre de pupes mises en incubation (NP).

$$TE = \frac{GE}{NP} \times 100$$

2.2.3.2. La mortalité des mouches écloses

➤ **Le taux de mortalité avant accouplement (TM_{avc})**

C'est le pourcentage de femelles ou de mâles morts entre la date de l'éclosion et la date de l'accouplement (F ou M_{mea}) par rapport au nombre initial respectif de femelles ou de mâles (F_i ou M_i).

$$TM_{avc} = \frac{F \text{ ou } M_{mea}}{F_i \text{ ou } M_i} \times 100$$

➤ **Le taux de mortalité journalière (TM_j)**

C'est le pourcentage de glossines femelles ou mâles morts (F ou M_m) pendant un mois par rapport au nombre initial respectif de femelles ou de mâles (F_i ou M_i).

$$TM_j = \frac{F \text{ ou } M_m}{F_i \text{ ou } M_i} \times 100$$

2.2.4. Analyses statistiques

Les données obtenues ont été traitées avec le logiciel Microsoft Office Excel version 2007. Les moyennes des taux de mortalité ont été comparées en utilisant le test *t* de Student au seuil de 5%.

Chapitre III : RÉSULTATS ET DISCUSSION

3.1. Résultats

3.1.1. Effet de la température sur les éclosions et les mortalités

3.1.1.1. Effet de la température sur l'évolution des taux d'éclosion

3.1.1.1.1. De *G. p. gambiensis* aux températures de 15°C et 25°C

A 15°C, l'éclosion des femelles commence le 37^{ème} jour après larviposition (Figure 6). Le taux d'éclosion maximum s'observe le 42^{ème} jour et l'éclosion prend fin le 49^{ème} jour. Le 45^{ème} jour marque le début de l'éclosion des mâles. Au 47^{ème} jour on observe le taux d'éclosion maximum des mâles et la fin de l'éclosion s'observe le 50^{ème} jour après larviposition.

Le 25^{ème} jour après larviposition marque le début de l'éclosion des femelles à la température de 25°C. Le pic du taux d'éclosion est atteint le 26^{ème} jour et l'éclosion prend fin le 28^{ème} jour. Les mâles éclosent le 27^{ème} jour. Le pic est atteint le 28^{ème} jour et l'éclosion prend fin le 30^{ème} jour après larviposition.

La durée d'éclosion des femelles à 15°C est supérieure à celle de 25°C (12 jours versus 3 jours). A 15°C, les mâles ont une durée d'éclosion supérieure à celle de 25°C (5 versus 3 jours). Le taux d'éclosion maximum des femelles à 15°C est inférieur à celui de 25°C (19,6% versus 62,5%). Par contre, le pic du taux d'éclosion des mâles à 15°C est supérieur à celui de 25°C (67,3% versus 53,03%).

Pour obtenir le maximum de pupes mâles à une incubation de pupes à 15°C, il convient d'arrêter les éclosions par le froid au 46^{ème} jour après larviposition. A partir de cet âge, il restait en moyenne 60 pupes non écloses. Les éclosions issues de ces pupes sont de 58 mâles soit un taux d'éclosion de 97,4% par rapport à l'effectif initial moyen et 1 femelle soit un taux d'éclosion de 9,1%.

Il faut arrêter les éclosions au 27^{ème} jour après larviposition pour sélectionner le maximum de pupes mâles à la température de 25°C. A partir de cet âge, il restait 63 pupes non écloses. Le nombre de mâles éclos de ces pupes est de 54 soit un taux d'éclosion de 86,4% par rapport à l'effectif initial moyen ; le nombre de femelles écloses est nul.

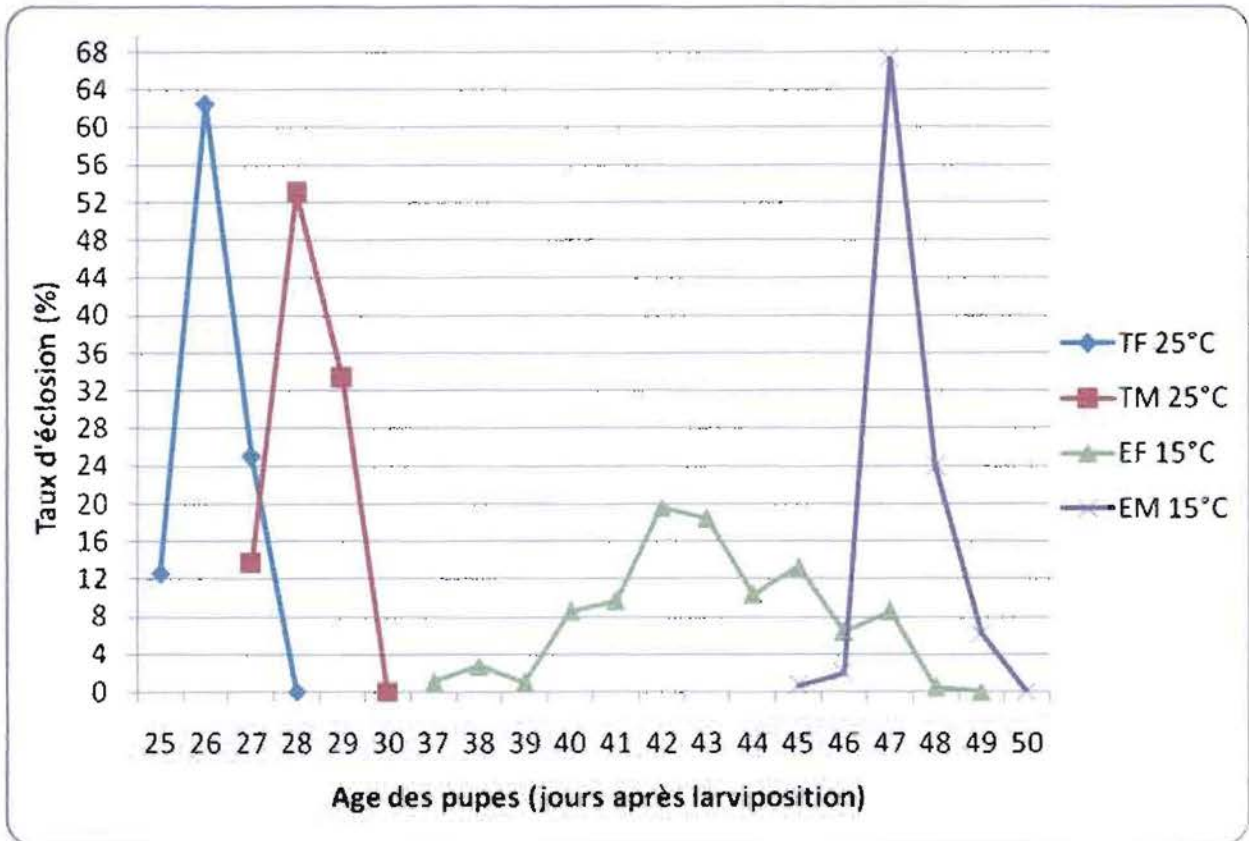


Figure 6 : Evolution des taux d'éclosions des pupes de *G. p. gambiensis* mises en incubation aux températures de 15°C et 25°C

3.1.1.1.2. De *G. p. gambiensis* aux températures de 20°C et 25°C

A 20°C, l'éclosion des femelles commence le 35^{ème} jour après larviposition (Figure 7). Le pic du taux d'éclosion est atteint le 39^{ème} jour et l'éclosion prend fin le 44^{ème} jour. Le début de l'éclosion des mâles s'observe le 41^{ème} jour. Le pic du taux d'éclosion est atteint le 43^{ème} jour et l'éclosion prend fin le 46^{ème} jour après larviposition.

A 25°C, le début de l'éclosion des femelles est observé le 28^{ème} jour. Le taux d'éclosion maximum s'observe le 29^{ème} jour et la fin de l'éclosion intervient le 31^{ème} jour. Les premières éclosions de mâles s'observent le 30^{ème} jour. Au 31^{ème} jour après larviposition on observe le maximum du taux d'éclosion et le 33^{ème} jour marque la fin de l'éclosion.

Les femelles écloses à 20°C ont une durée d'éclosion supérieure à celles écloses à 25°C (9 jours versus 3 jours). A 20°C, les mâles ont une durée d'éclosion supérieure à celle de 25°C (5 versus 3 jours). Le pic du taux d'éclosion des femelles à 20°C est inférieur à celui de 25°C (25,2% versus 62,5%). Le pic du taux d'éclosion des mâles à 20°C est inférieur à celui de 25°C (31,6% versus 60,6%).

Pour obtenir le maximum de pupes mâles à 20°C, il faut arrêter les éclosions au 42^{ème} jour après larviposition. A partir de cet âge, le nombre moyen restant de pupes non écloses est 35 pupes. Le suivi des éclosions nous a permis d'obtenir 18 mâles en moyenne, soit un taux d'éclosion de 52,1% par rapport à l'effectif initial moyen et 1 femelle soit un taux d'éclosion de 0,5%.

A une incubation de pupes à 25°C, c'est au 30^{ème} jour après larviposition qu'il faut arrêter les éclosions par le froid pour sélectionner le maximum de pupes mâles. A partir de cet âge, il restait en moyenne 49 pupes non écloses. Les éclosions issues de ces pupes sont de 32 mâles soit un taux d'éclosion de 65,1% par rapport à l'effectif initial moyen ; le nombre de femelles écloses est nul.

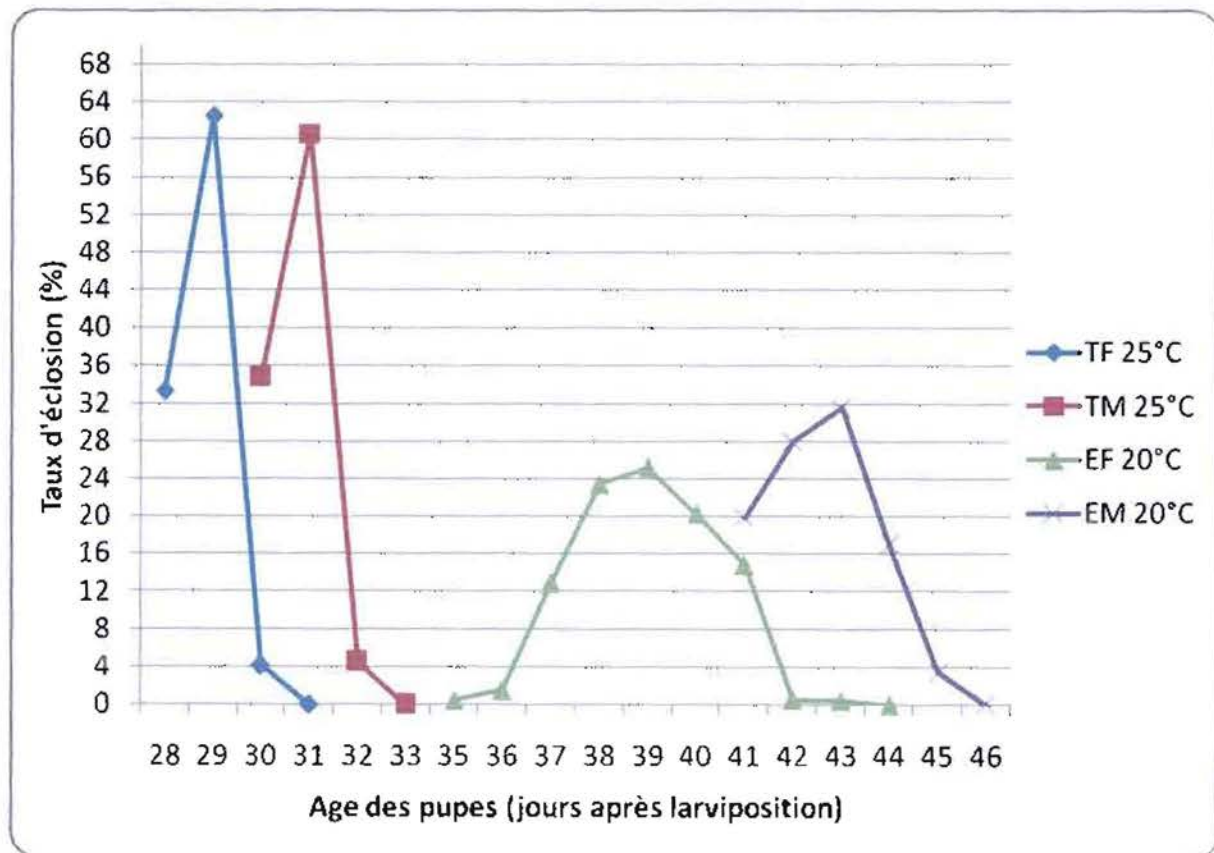


Figure 7 : Evolution des taux d'éclosions des pupes de *G. p. gambiensis* mises en incubation aux températures de 20°C. et 25°C

3.1.1.1.3. De *G. p. gambiensis* aux températures de 28°C et 25°C

A 28°C, l'éclosion des femelles commence le 23^{ème} jour après larviposition (Figure 8). Au 26^{ème} jour on observe le maximum du taux d'éclosion et la fin de l'éclosion intervient le 27^{ème} jour. Les mâles commencent à éclore à partir du 26^{ème} jour. Le pic du taux d'éclosion est atteint le 27^{ème} jour et l'éclosion prend fin le 29^{ème} jour.

Le 26^{ème} après larviposition jour marque simultanément le début et le pic du taux d'éclosion des femelles à la température de 25°C. L'éclosion prend fin le 28^{ème} jour. L'éclosion des mâles débute le 28^{ème} jour après larviposition. Le pic du taux d'éclosion est atteint le 29^{ème} jour et prend le 30^{ème} jour marque la fin de l'éclosion.

La durée d'éclosion des femelles à 28°C est supérieure à celle de 25°C (4 jours versus 2 jours). A 28°C, les mâles ont une durée d'éclosion supérieure à celle de 25°C (3 versus 2 jours). Le taux d'éclosion maximum des femelles à 28°C est supérieur à celui de 25°C (70,4% versus 54,1%). Le pic du taux d'éclosion des mâles à 28°C est inférieur à celui de 25°C (52,4% versus 60,3%).

A 28°C, il faut arrêter les éclosions au 26^{ème} jour d'âge pour sélectionner le maximum de pupes mâles. A partir de cet âge, il restait en moyenne 46 pupes non écloses. Le nombre de mâles éclos de ces pupes est de 24 soit un taux d'éclosion de 78,3% par rapport à l'effectif initial moyen ; le nombre de femelles écloses est nul.

Pour la sélection du maximum de pupes mâles à la température de 25°C, il convient d'arrêter les éclosions par le froid au 28^{ème} jour après larviposition. A partir de cet âge, il restait en moyenne 36 pupes non écloses. De ces pupes, éclosent 22 mâles, soit un taux d'éclosion de 60,3% par rapport à l'effectif initial moyen et 0 femelle.

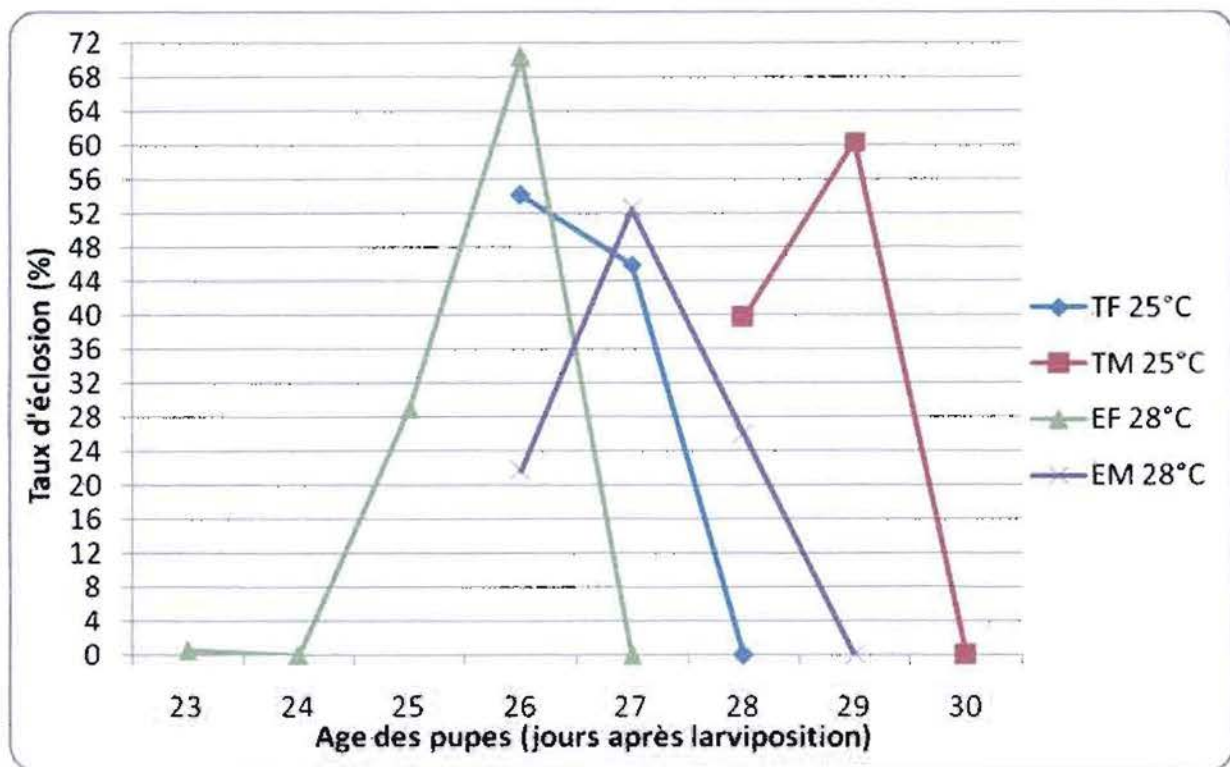


Figure 8: Evolution des taux d'éclosions des pupes de *G. p. gambiensis* mises en incubation aux températures de 28°C et 25°C

3.1.1.1.4. De *G. m. submorsitans* aux températures de 15°C et 25°C

A 15°C, l'éclosion des femelles commence le 36^{ème} jour après larviposition (Figure 9). Au 43^{ème} jour après larviposition, l'on observe le maximum du taux d'éclosion et l'éclosion prend fin le 48^{ème} jour. Les mâles éclosent le 43^{ème} jour et le maximum du taux d'éclosion s'observe le 47^{ème} jour. Le 49^{ème} jour après larviposition intervient la fin de l'éclosion.

Le 24^{ème} jour après larviposition marque le début de l'éclosion des femelles à la température de 25°C. Le pic du taux d'éclosion est atteint simultanément le 25^{ème} et 26^{ème} jour et l'éclosion prend fin le 28^{ème} jour. L'éclosion des mâles commence le 26^{ème} jour. Le pic est atteint le 28^{ème} jour et l'éclosion prend fin le 30^{ème} jour.

Les femelles écloses à la température de 15°C ont une durée d'éclosion supérieure par rapport à celles écloses à 25°C (12 jours versus 4 jours). A 15°C, la durée d'éclosion des mâles est supérieure à celle des mâles à 25°C (6 versus 4 jours). Le maximum du taux d'éclosion des femelles à 15°C est inférieur à celui de 25°C (19,9% versus 37,0%). Par contre, le pic du taux d'éclosion des mâles à 15°C est supérieur à celui de 25°C (68,5% versus 44,4%).

A 15°C, il faut arrêter les éclosions au 45^{ème} jour d'âge pour sélectionner le maximum de pupes mâles. A partir de cet âge, le nombre moyen de pupes non écloses est 51 pupes. Les éclosions issues de ces pupes sont 42 mâles soit un taux d'éclosion de 91,8% et 1 femelle soit un taux d'éclosion des femelles de 2% par rapport à l'effectif initial moyen.

Pour sélectionner le maximum de pupes mâles à la température de 25°C, il convient d'arrêter les éclosions au 27^{ème} jour après larviposition. A partir de cet âge, il restait en moyenne 25 pupes non écloses. Le suivi des éclosions nous a permis d'obtenir 23 mâles soit un taux d'éclosion de 93,3% par rapport à l'effectif initial moyen et 0 femelle soit un taux d'éclosion nul.

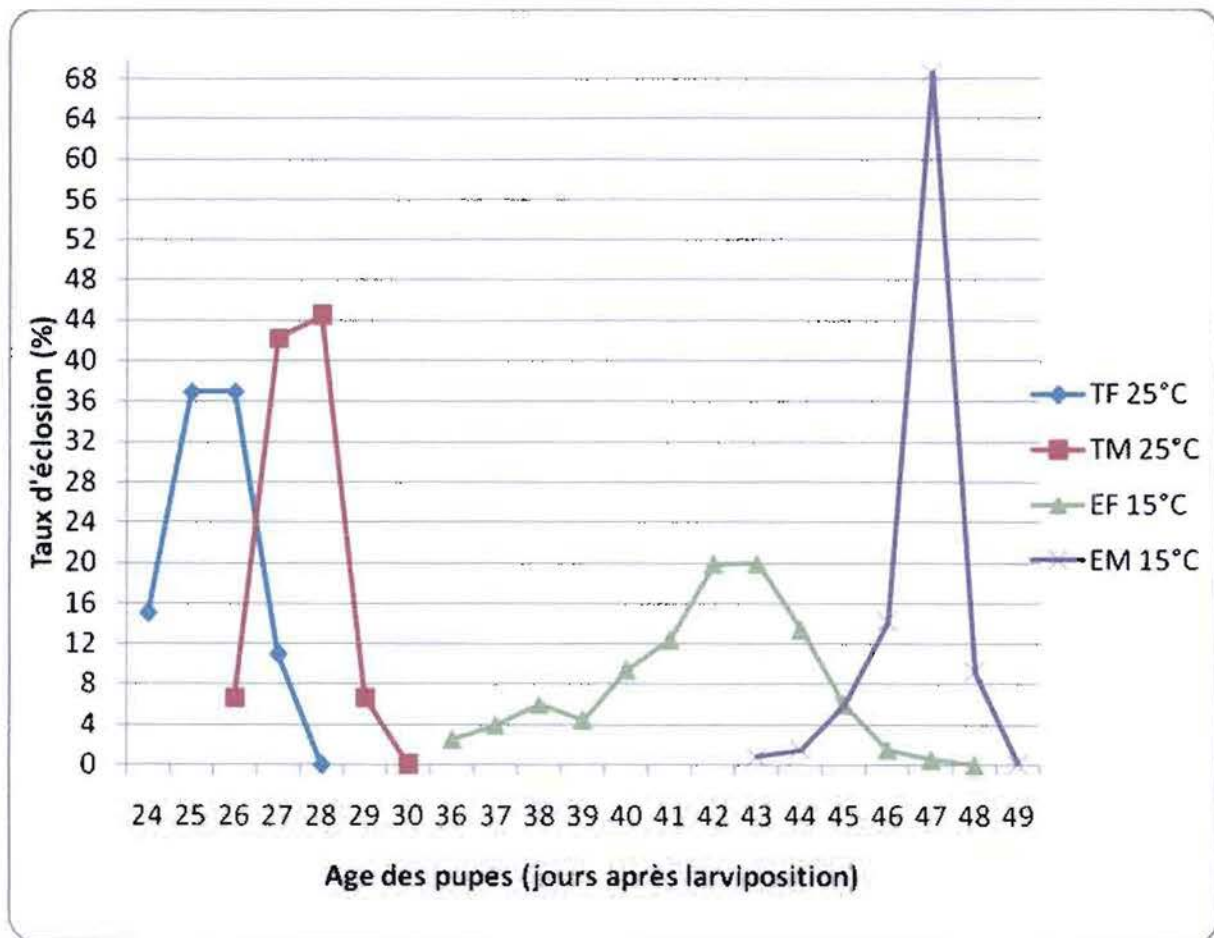


Figure 9: Evolution des taux d'éclosions des pupes de *G. m. submorsitans* mises en incubation aux températures de 15°C et 25°C

3.1.1.1.5. De *G. m. submorsitans* aux températures de 20°C et 25°C

Les premières éclosions des femelles, à la température de 20°C, s'observent le 28^{ème} jour (Figure 10). Le maximum du taux d'éclosion s'observe le 36^{ème} jour et l'éclosion prend fin le 40^{ème} jour après larviposition. L'éclosion des mâles commence le 36^{ème} jour. Le pic est atteint le 40^{ème} jour et l'éclosion prend fin le 44^{ème} jour après larviposition.

A 25°C, l'éclosion des femelles commence le 25^{ème} jour. Le pic du taux d'éclosion est atteint simultanément le 27^{ème} et 28^{ème} jour et l'éclosion prend fin le 31^{ème} jour. L'éclosion des mâles commence le 29^{ème} jour. Le pic est atteint le 30^{ème} jour et l'éclosion prend fin le 32^{ème} jour.

Les femelles écloses à 20°C ont une durée d'éclosion supérieure à celles de 25°C (12 jours versus 6 jours). Les mâles éclos à 20°C ont une durée d'éclosion supérieure à ceux éclos à 25°C (8 versus 3 jours). Le pic du taux d'éclosion des femelles à 20°C est inférieur à celui de 25°C (23,6% versus 38,7%). Le pic du taux d'éclosion des mâles à 20°C est inférieur à celui de 25°C (26,4% versus 54,3%).

A 20°C, il convient d'arrêter les éclosions au 37^{ème} jour après larviposition pour la sélection du maximum de pupes mâles. A partir de cet âge, le nombre moyen de pupes non écloses est 58 pupes. Les éclosions issues de ces pupes sont de 32 mâles soit un taux d'éclosion 90,5% et 2 femelles soit un taux d'éclosion de 4,4% par rapport à l'effectif initial moyen.

Pour sélectionner le maximum de pupes mâles, à 25°C, il faut arrêter les éclosions au 29^{ème} jour d'âge. A partir de cet âge, il restait 43 pupes non écloses. De ces pupes, éclosent 28 mâles soit un taux d'éclosion de 65,2% et 1 femelle soit un taux d'éclosion de 1,0% par rapport à l'effectif initial moyen.

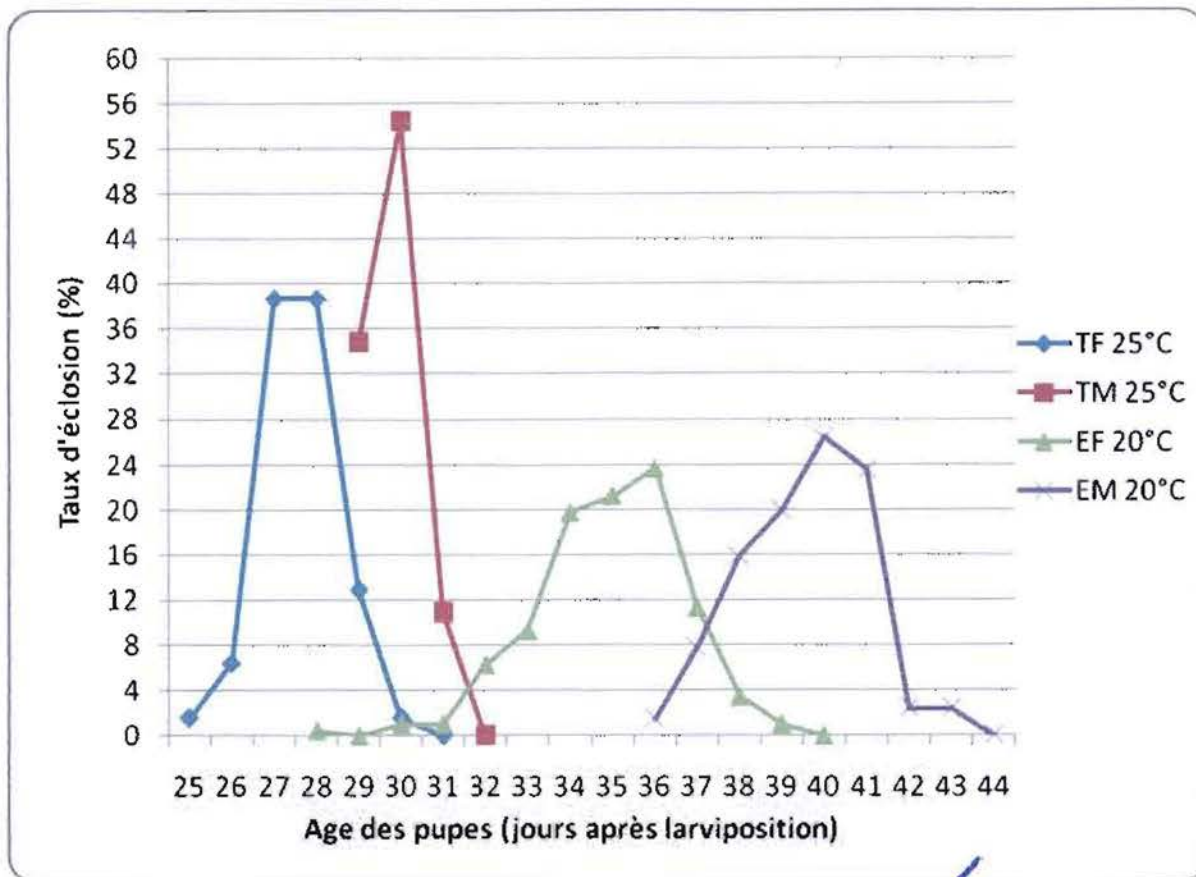


Figure 10: Evolution des taux d'éclosions des pupes de *G. m. submorsitans* mises en incubation aux températures de 20°C et 25°C

3.1.1.1.6. De *G. m. submorsitans* aux températures de 28°C et 25°C

A 28°C, l'éclosion des femelles commence le 24^{ème} jour (Figure 11). Le pic du taux d'éclosion est atteint le 25^{ème} jour et l'éclosion prend fin le 27^{ème} jour. Les premières éclosions de mâles commencent le 25^{ème} jour. Le pic est atteint le 26^{ème} jour et l'éclosion prend fin le 29^{ème} jour.

Les premières éclosions de femelles à 25°C s'observent à partir du 24^{ème} jour après larviposition. Le taux d'éclosion maximum s'observe le 26^{ème} jour et l'éclosion prend fin le 28^{ème} jour. Les mâles éclosent le 27^{ème} jour. Le taux d'éclosion maximum s'observe le 28^{ème} jour et l'éclosion prend fin le 30^{ème} jour.

La durée d'éclosion des femelles à 28°C est inférieure à celle de 25°C (3 jours versus 4 jours). A 28°C, les mâles ont une durée d'éclosion supérieure à celle de 25°C (4 versus 3 jours). Le pic du taux d'éclosion des femelles à 28°C est supérieur à celui de 25°C (67,3% versus 55,1%). Le pic du taux d'éclosion des mâles à 28°C est inférieur à celui de 25°C (41,5% versus 50%).

Pour sélectionner le maximum de pupes mâles à 28°C, il faut arrêter les éclosions au 25^{ème} jour d'âge. A partir de cet âge, le nombre moyen de pupes non écloses est de 76. Les éclosions issues de ces pupes sont de 58 mâles, soit un taux d'éclosion de 86,5% par rapport à l'effectif initial moyen et 14 femelles soit un taux d'éclosion de 21,3%.

A 25°C, il convient d'arrêter les éclosions par le froid au 27^{ème} jour pour sélectionner le maximum de pupes mâles. A partir de cet âge, il restait en moyenne 32 pupes non écloses. De ces pupes, éclosent 18 mâles soit un taux d'éclosion de 56,8% par rapport à l'effectif initial moyen et 0 femelle.

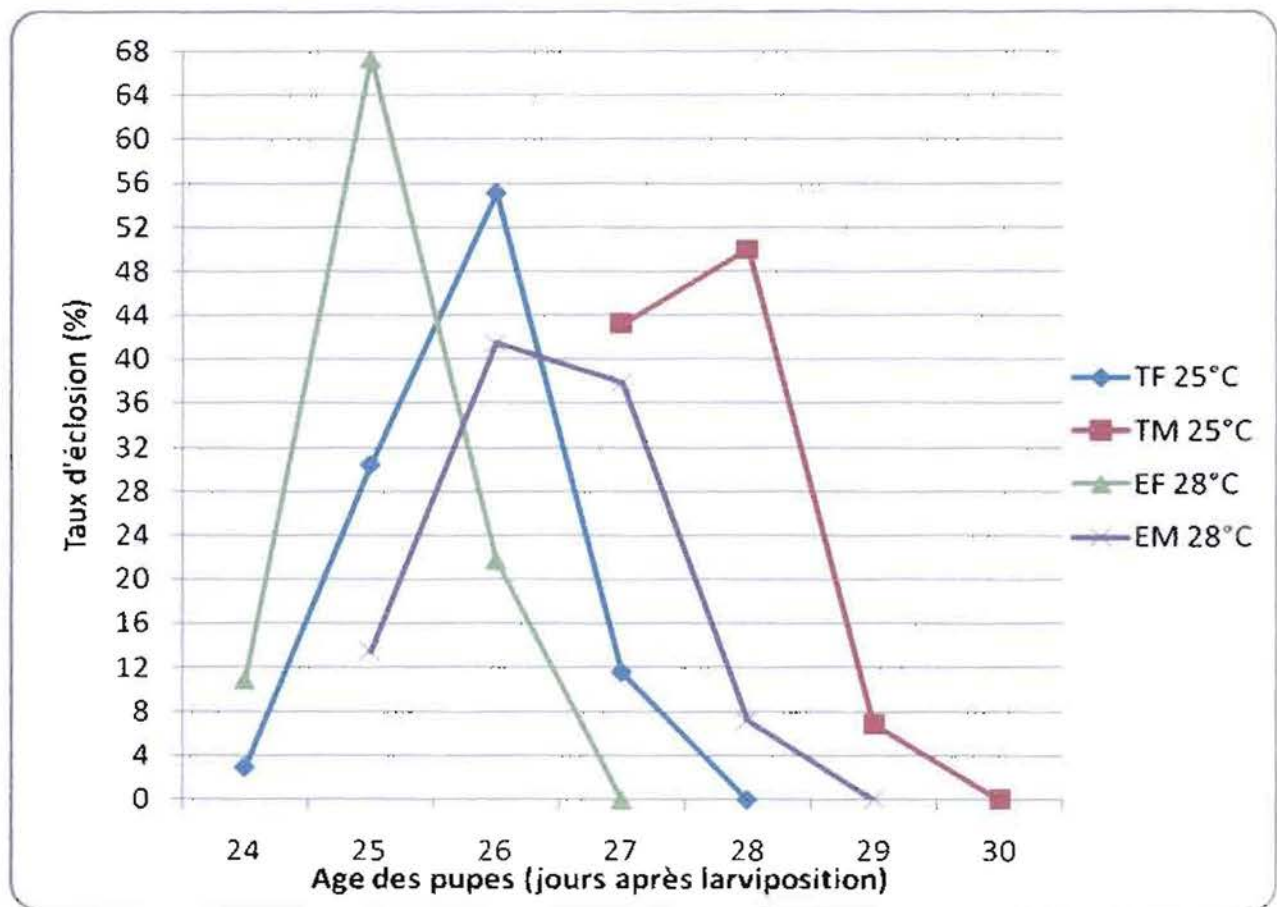


Figure 11 : Evolution des taux d'éclosions des pupes de *G. m. submorsitans* mises en incubation aux températures de 28°C et 25°C

3.1.1.2. Effet de la température d'incubation sur les taux de mortalité

3.1.1.2.1. Sur le taux de mortalité avant accouplement

Le tableau IV compare les moyennes des taux de mortalité avant accouplement des températures expérimentales comparativement à celles de la température témoin.

Il existe une différence significative entre les taux de mortalité avant accouplement des femelles de *G. p. gambiensis* aux températures de 15°C et 20°C comparativement à la température de 25°C.

Tableau IIV : Moyennes des taux de mortalité avant accouplement de *G. p. gambiensis* et *G. m. submorsitans* à différentes températures

| Températures | <i>G. p. gambiensis</i> | | <i>G. m. submorsitans</i> | |
|----------------|-------------------------|-------------|---------------------------|------------|
| | Femelles | Mâles | Femelles | Mâles |
| 25 | 0,01±0,01a | 0,20±0,20a | 0,07±0,08a | 0,30±0,09a |
| 15 | 0,50±0,20b | 0,60±0,10b | 0,20±0,10a | 0,40±0,09a |
| <i>P-value</i> | 0,001 | 0,02 | 0,1 | 0,2 |
| 25 | 0,01±0,01a | 0,20 ±0,20a | 0,07±0,08a | 0,30±0,09a |
| 20 | 0,80±0,60b | 0,90±0,50a | 0,20±0,10a | 0,20±0,08a |
| <i>P-value</i> | 0,1 | 0,1 | 0,2 | 0,1 |
| 25 | 0,01±0,01a | 0,20±0,20a | 0,07±0,08a | 0,30±0,09a |
| 28 | 0,20±0,30a | 0,20±0,10a | 0,06±0,02a | 0,30±0,30a |
| <i>P-value</i> | 0,2 | 0,2 | 0,2 | 0,1 |

Les valeurs par sexe des températures expérimentales comparativement à la température témoin portant la même lettre ne sont pas significativement différentes ($p>0,05$).

3.1.1.2.2. Sur le taux de mortalité journalière

Le tableau V compare les moyennes des taux de mortalité journalière des températures expérimentales comparativement à la température témoin.

Pour les deux espèces étudiées, il n'existe pas de différence significative entre le taux de mortalité journalière des femelles et mâles des températures expérimentales comparativement à celui de la température témoin.

Tableau V: Moyennes des taux de mortalité journalière de *G. p. gambiensis* et *G. m. submorsitans* à différentes températures

| Températures | <i>G. p. gambiensis</i> | | <i>G. m. submorsitans</i> | |
|----------------|-------------------------|------------|---------------------------|------------|
| | Femelles | Mâles | Femelles | Mâles |
| 25 | 0,20±0,20a | 0,20±0,30a | 0,30±0,09a | 0,30±0,30a |
| 15 | 0,60±0,10a | 0,60±0,08a | 0,40±0,09a | 0,60±0,20a |
| <i>P-value</i> | 0,1 | 0,5 | 0,2 | 0,2 |
| 25 | 0,20±0,20a | 0,20±0,30a | 0,30±0,09a | 0,30±0,30a |
| 20 | 0,90±0,50a | 0,60±0,40a | 0,20±0,08a | 0,30±0,08a |
| <i>P-value</i> | 0,1 | 0,2 | 0,1 | 0,2 |
| 25 | 0,20±0,20a | 0,20±0,30a | 0,30±0,09a | 0,30±0,30a |
| 28 | 0,20±0,10a | 0,60±0,90a | 0,30±0,30a | 0,10±0,05a |
| <i>P-value</i> | 0,2 | 0,2 | 0,2 | 0,2 |

Les valeurs par sexe des températures expérimentales comparativement à la température témoin portant la même lettre ne sont pas significativement différentes ($p>0,05$).

3.1.2. Effet de la durée d'éclairage sur les éclosions et les mortalités

3.1.2.1. Effet de la durée d'éclairage sur l'évolution du taux d'éclosion

3.1.2.1.1. De *G. p. gambiensis* aux durées d'éclairage de 07h et 12h par jour

Pour 07h d'éclairage par jour, le 24^{ème} jour après larviposition marque le début de l'éclosion des femelles (Figure 12). Le maximum du taux d'éclosion s'observe le 25^{ème} jour et l'éclosion prend fin le 27^{ème} jour. L'éclosion des mâles s'observe le 26^{ème} jour. Le taux d'éclosion maximum s'observe le 27^{ème} jour et le 30^{ème} jour marque la fin de l'éclosion des mâles.

Pour 12h d'éclairage par jour, l'éclosion des femelles commence le 23^{ème} jour après larviposition. Le pic du taux d'éclosion est atteint le 25^{ème} jour et le 27^{ème} jour on observe la fin de l'éclosion. Les premières éclosions de mâles s'observent le 25^{ème} jour. Le pic du taux d'éclosion est atteint le 27^{ème} et la fin des éclosions est observée le 29^{ème} jour.

Les femelles écloses à 07h d'éclairage par jour ont une durée d'éclosion légèrement inférieure à celles écloses à 12h d'éclairage par jour (3 jours versus 4 jours). A 07h d'éclairage par jour, les mâles ont une durée d'éclosion égale à ceux éclos à 12h d'éclairage par jour (4 versus 4 jours). Le taux d'éclosion maximum des femelles à 07h d'éclairage par jour est supérieur à celui de 12h d'éclairage par jour (68,7% versus 59,04%). Le pic du taux d'éclosion des mâles à 07h d'éclairage par jour est légèrement supérieur à celui de 12h d'éclairage par jour (59,4% versus 59,2%).

Pour 07h d'éclairage par jour, il convient d'arrêter les éclosions par le froid au 26^{ème} jour après larviposition pour sélectionner le maximum de pupes mâles. A partir de cet âge, le nombre de pupes moyen non écloses est de 67. De ces pupes, éclosent 62 mâles, soit un taux d'éclosion de 92,2% par rapport à l'effectif initial moyen et 0 femelle soit un taux d'éclosion nul.

A 12h d'éclairage par jour, pour sélectionner le maximum de pupes mâles, c'est également au 26^{ème} jour d'âge qu'il faut arrêter les éclosions par le froid. A partir de cet âge, le nombre moyen de pupes non écloses est 43. Les éclosions issues de ces pupes sont de 30 mâles soit un taux d'éclosion de 98,8% et 1 femelle soit un taux d'éclosion de 1,2% par rapport à l'effectif initial moyen.

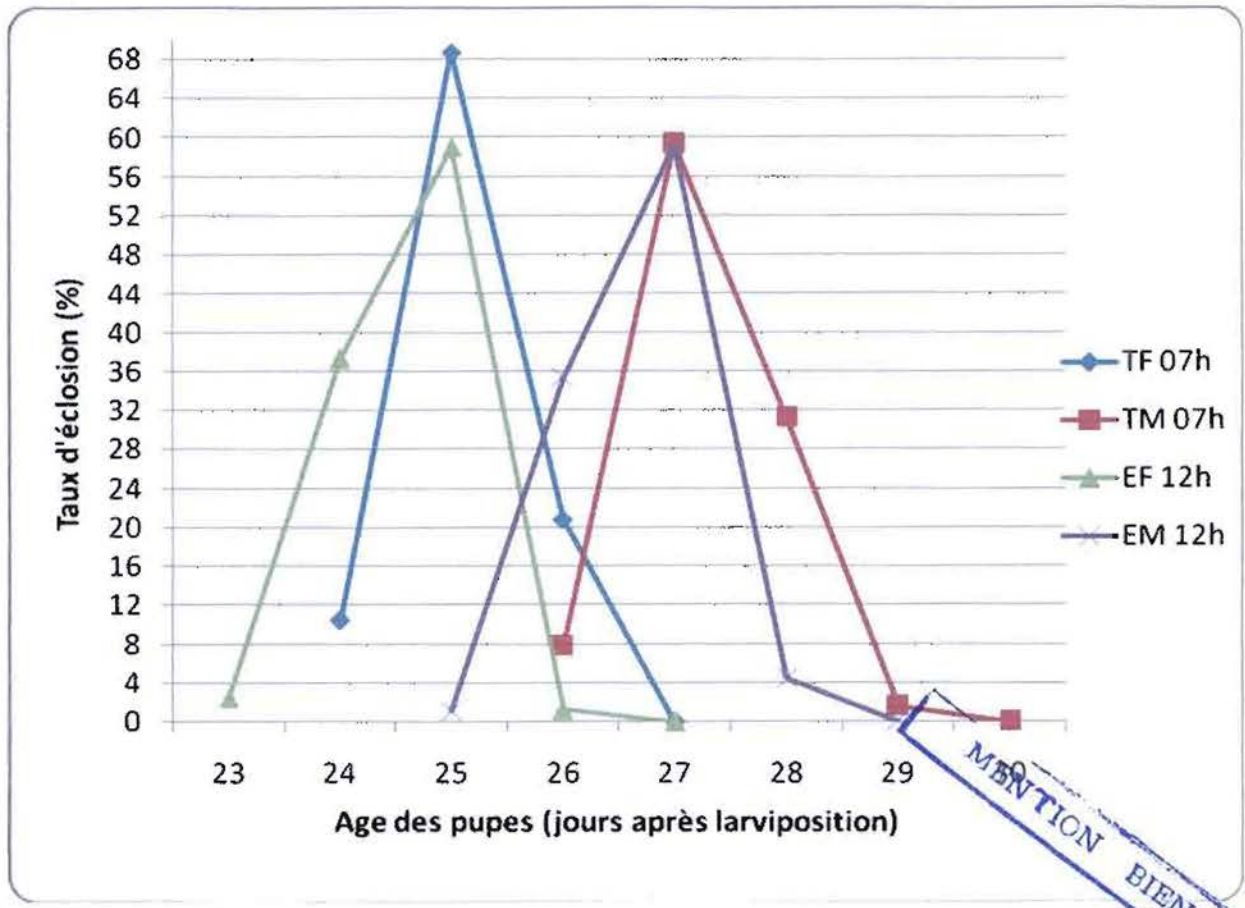


Figure 12 : Evolution des taux d'éclosions des pupes de *G. p. gambiensis* mises en incubation aux durées d'éclairage de 07h et 12h/jour

3.1.2.1.2. De *G. p. gambiensis* aux durées d'éclairage de 07h et 24h par jour

A 07h d'éclairage par jour, l'éclosion des femelles commence le 27^{ème} jour (Figure 13). Le pic du taux d'éclosion est atteint le 28^{ème} jour et l'éclosion prend fin le 30^{ème} jour. Le 29^{ème} jour après larviposition marque le début de l'éclosion des mâles. Le pic du taux d'éclosion est atteint le 30^{ème} jour et la fin de l'éclosion s'observe le 32^{ème} jour après larviposition.

Le 26^{ème} jour après larviposition à 24h d'éclairage par jour, marque le début de l'éclosion des femelles. Le pic du taux d'éclosion est atteint le 28^{ème} jour et l'éclosion prend fin le 30^{ème} jour. Les mâles commencent à éclore le 27^{ème} jour après larviposition. Le maximum du taux d'éclosion s'observe le 30^{ème} et l'éclosion prend fin le 32^{ème} jour après larviposition.

La durée d'éclosion des femelles à 07h d'éclairage par jour est inférieure à celle de 24h d'éclairage par jour (3 jours versus 4 jours). A 07h d'éclairage par jour, les mâles ont une durée d'éclosion inférieure à celle de 24h d'éclairage par jour (3 jours versus 5 jours). Le pic

du taux d'éclosion des femelles à 07h d'éclairage par jour est légèrement supérieur à celui de 24h d'éclairage par jour (51,6% versus 51,0%). De même le taux d'éclosion maximum des mâles à 07h d'éclairage par jour est supérieur à celui de 24h d'éclairage par jour (59,6% versus 51,6%).

La sélection du maximum de pupes mâles, à la durée d'éclairage de 07h d'éclairage par jour se fait après l'arrêt des éclosions au 29^{ème} jour d'âge des pupes. A partir de cet âge, il restait en moyenne 54 pupes non écloses. Les éclosions issues de ces pupes sont au nombre de 50 mâles soit un taux d'éclosion de 92,3% par rapport à l'effectif initial moyen ; le nombre de femelles écloses est nul.

Pour sélectionner le maximum de pupes mâles à 24h d'éclairage par jour, il convient d'arrêter les éclosions au 29^{ème} jour après larviposition. A partir de cet âge, le nombre de pupes moyen non écloses est de 42. Les mâles issus de ces pupes sont au nombre de 24, soit un taux d'éclosion de 99,5% par rapport à l'effectif initial moyen ; le nombre de femelles écloses est nul.

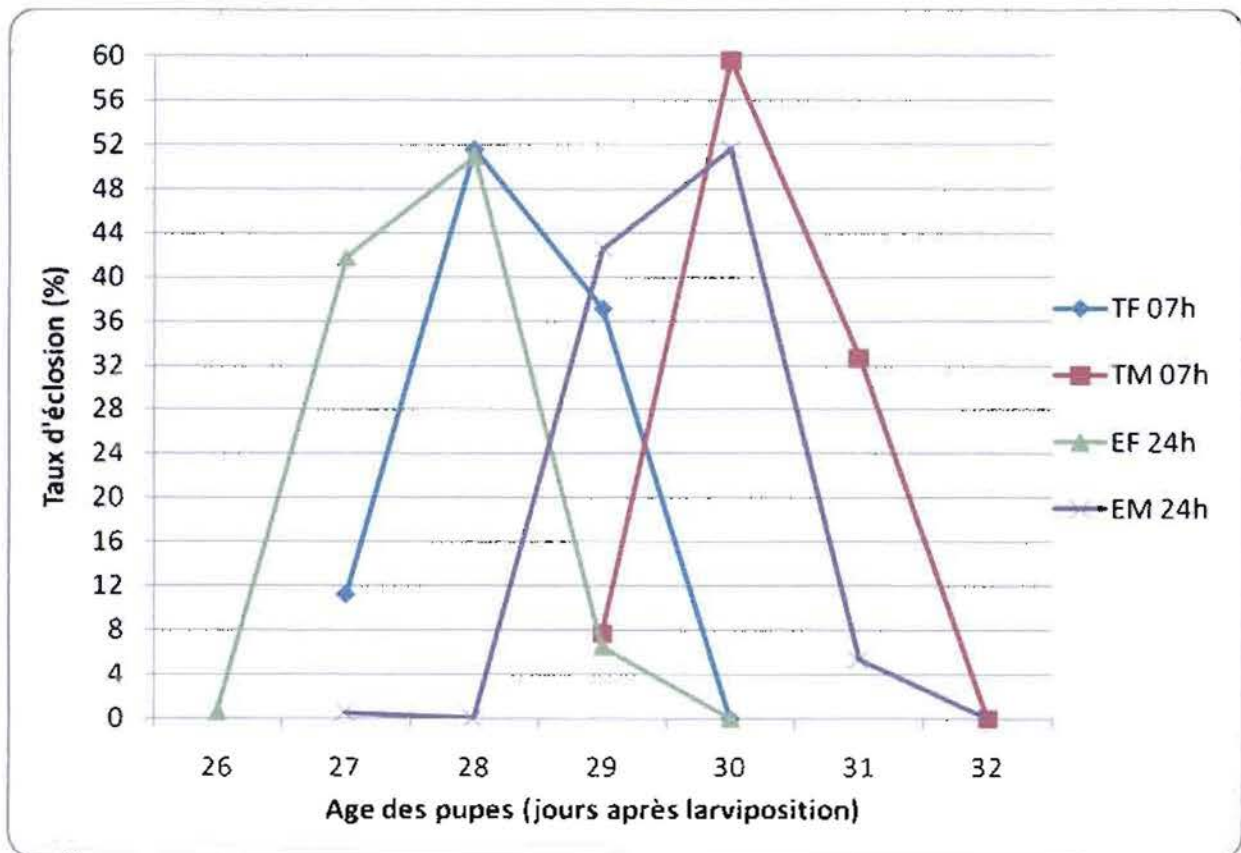


Figure 13 : Evolution des taux d'éclosion des pupes de *G. p. gambiensis* mises en incubation aux durées d'éclairage de 07h et 24h/jour

3.1.2.1.3. De *G. m. submorsitans* aux durées d'éclairage de 07h et 12h par jour

A 07h d'éclairage par jour, l'éclosion des femelles commence le 23^{ème} jour après larviposition (Figure 14). Le pic du taux d'éclosion est atteint le 25^{ème} jour et l'éclosion prend fin le 27^{ème} jour. Les mâles commencent à éclore le 25^{ème} jour. Le taux d'éclosion maximum s'observe le 26^{ème} jour et l'éclosion prend fin le 29^{ème} jour.

Les premières éclosions de femelles à 12h d'éclairage par jour s'observent le 23^{ème} jour. Le taux d'éclosion maximum s'observe le 24^{ème} jour et l'éclosion prend fin le 27^{ème} jour. L'éclosion des mâles commence le 24^{ème} jour et le 26^{ème} jour marque le taux d'éclosion maximum. La fin de l'éclosion intervient le 28^{ème} jour d'âge.

Les femelles qui sont éclos à 07h d'éclairage par jour ont une durée d'éclosion égale à celles éclos à 12h d'éclairage par jour (4 jours versus 4 jours). De même les mâles éclos à 07h d'éclairage par jour, ont une durée d'éclosion égale à ceux éclos à 12h d'éclairage par jour (4 jours versus 4 jours). Le pic du taux d'éclosion des femelles à 07h d'éclairage par jour est inférieur à celui de 12h d'éclairage par jour (47,5% versus 68,4%). Le maximum du taux d'éclosion des mâles à 07h d'éclairage par jour est inférieur à celui de 12h d'éclairage par jour (56,7% versus 61,0%).

L'arrêt des éclosions en vue de la sélection du maximum de pupes mâles à 07h d'éclairage par jour, se fait au 25^{ème} jour après larviposition. A partir de cet âge, le nombre de pupes non écloses est en moyenne de 37. Les mâles issus de ces pupes sont au nombre de 15 soit un taux d'éclosion 40,5% par rapport à l'effectif initial moyen ; le nombre de femelles écloses est nul.

Pour sélectionner le maximum de pupes mâles à 12h d'éclairage par jour, il convient également d'arrêter les éclosions par le froid au 25^{ème} jour après larviposition. A partir de cet âge, il restait en moyenne 46 pupes non écloses. Les mâles éclos de ces pupes sont au nombre de 34 soit un taux d'éclosion de 74,1% et 1 femelle soit un taux d'éclosion de 10,5% par rapport à l'effectif initial moyen.

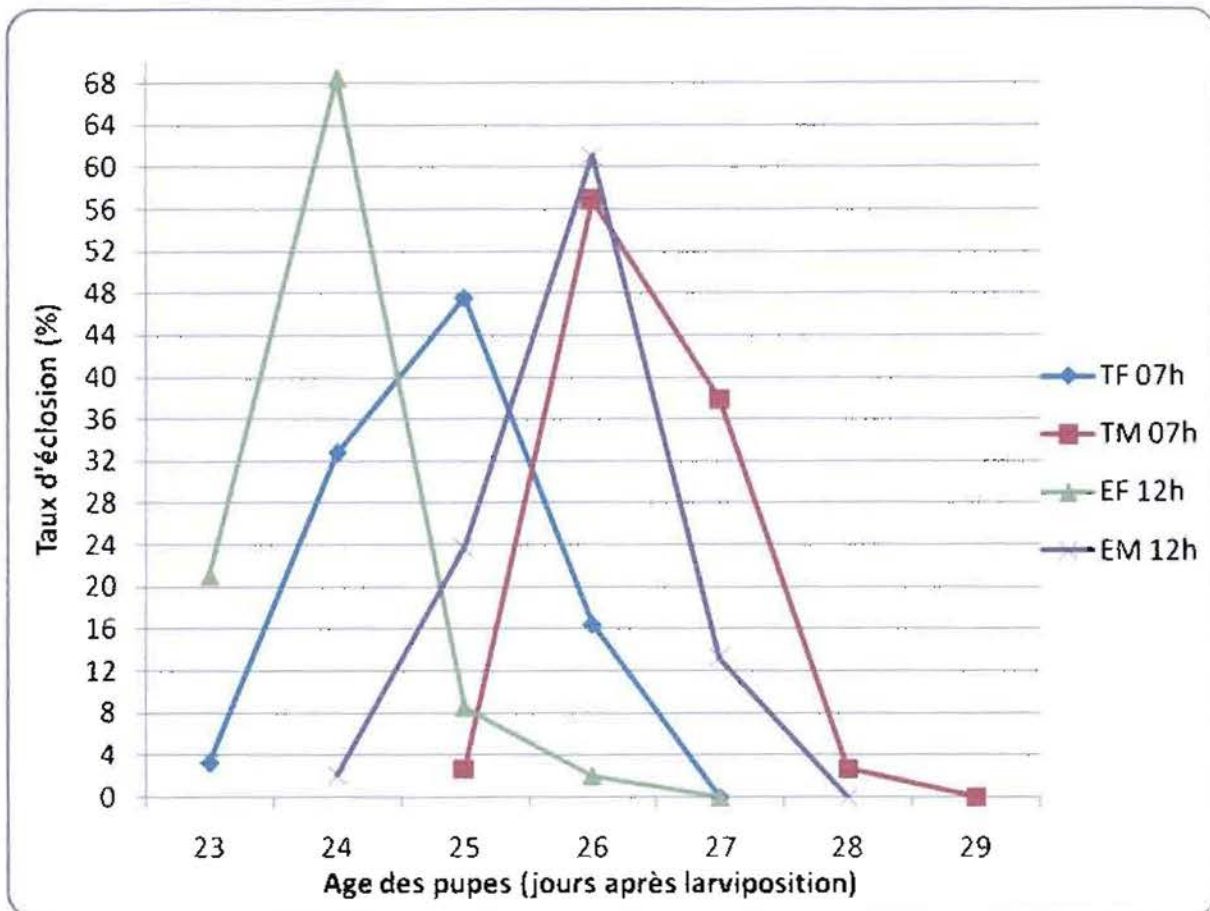


Figure 14: Evolution des taux d'éclosions des pupes de *G. m. submorsitans* mises en incubation aux durées d'éclairage de 07h et 12h/jour

3.1.2.1.4. De *G. m. submorsitans* aux durées d'éclairage de 07h et 24h par jour

L'éclosion des femelles, à 07h d'éclairage par jour, commence le 25^{ème} jour (Figure 15). Le pic du taux d'éclosion est atteint le 27^{ème} jour et l'éclosion prend fin le 29^{ème} jour. Les mâles commencent à éclore le 28^{ème} jour après larviposition. Le maximum du taux d'éclosion s'observe le 29^{ème} jour et l'éclosion prend fin le 32^{ème} jour.

Tout comme à la durée d'éclairage de 07h par jour, à 24h d'éclairage par jour, l'éclosion des femelles commence le 25^{ème} jour. Le pic du taux d'éclosion est atteint le 27^{ème} jour et l'éclosion prend fin le 29^{ème} jour. L'éclosion des mâles commence le 28^{ème} jour. Le pic du taux d'éclosion est atteint le 29^{ème} et l'éclosion prend fin le 31^{ème} jour.

La durée d'éclosion des femelles à 07h d'éclairage par jour est égale à celle de 24h par jour (4 jours versus 4 jours). A 07h d'éclairage par jour, les mâles ont une durée d'éclosion supérieure à celle de 24h d'éclairage par jour (4 jours versus 3 jours). Le pic du taux d'éclosion des femelles à 07h d'éclairage par jour est inférieur à celui de 24h d'éclairage par

jour (48,4% versus 51,3%). Le taux d'éclosion maximum des mâles à 07h d'éclairage par jour est inférieur à celui de 24h d'éclairage par jour (47,4% versus 57,9%).

La sélection du maximum de pupes mâles, à 07h d'éclairage par jour, se fait après arrêt des éclosions au 28^{ème} jour après larviposition. A partir de cet âge, il restait en moyenne 48 pupes non écloses. De ces pupes, éclosent 38 mâles, soit un taux d'éclosion de 78,9% par rapport à l'effectif initial moyen ; le taux d'éclosion des femelles est nul.

Pour 24h d'éclairage par jour, c'est également au 28^{ème} jour après larviposition qu'il convient d'arrêter les éclosions pour sélectionner le maximum de pupes mâles. A partir de cet âge, le nombre de pupes non écloses est en moyenne de 41. Les mâles éclos de ces pupes sont au nombre de 29 soit un taux d'éclosion de 70,04% par rapport à l'effectif initial moyen ; le taux d'éclosion des femelles est nul.

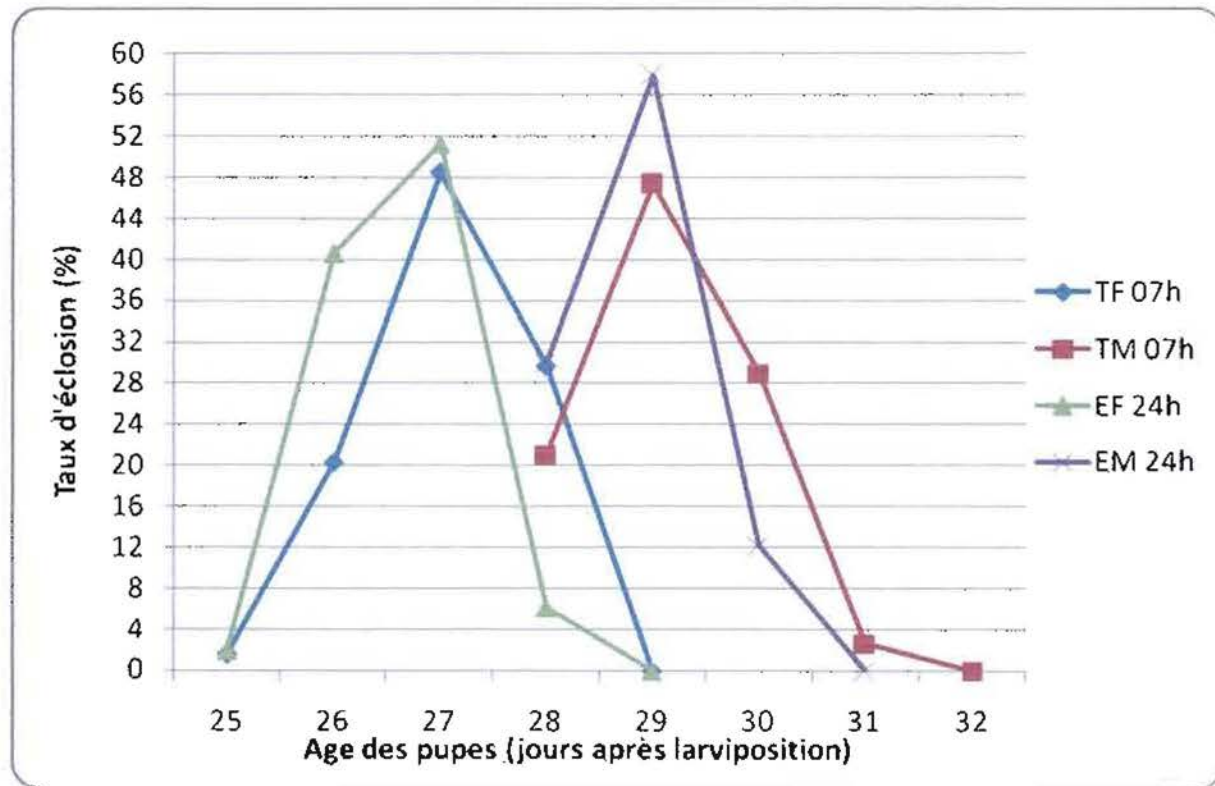


Figure 15: Evolution des taux d'éclosions des pupes de *G. m. submorsitans* mises en incubation aux durées d'éclairage de 07h et 24h/jour

3.1.2.2. Effet de la durée d'éclairage d'incubation sur les taux de mortalité

3.1.2.2.1. Sur le taux de mortalité avant accouplement

Le tableau VI compare les moyennes des taux de mortalité avant accouplement des durées d'éclairage expérimentales comparativement à la durée d'éclairage témoin.

Pour toutes les deux espèces, il n'existe pas de différence significative entre les taux de mortalité avant accouplement des femelles et mâles éclos aux durées d'éclairage expérimentales comparativement à ceux éclos à la durée d'éclairage témoin.

Tableau VI : Moyennes des taux de mortalité avant accouplement de *G. p. gambiensis* et *G. m. submorsitans* à différentes durées d'éclairage

| Durées d'éclairage | <i>G. p. gambiensis</i> | | <i>G. m. submorsitans</i> | |
|--------------------|-------------------------|------------|---------------------------|------------|
| | Femelles | Mâles | Femelles | Mâles |
| 07h/24 | 0,04±0,02a | 0,10±0,07a | 0,02±0,01a | 0,20±0,08a |
| 12h/24 | 0,03±0,01a | 0,04±0,02a | 0,01±0,02a | 0,04±0,04a |
| <i>P-value</i> | 0,2 | 0,2 | 0,2 | 0,2 |
| 07h/24 | 0,04±0,02a | 0,10±0,07a | 0,02±0,01a | 0,20±0,08a |
| 24h/24 | 0,06±0,05a | 0,30±0,10a | 0,04±0,03a | 0,30±0,30a |
| <i>P-value</i> | 0,2 | 0,1 | 0,2 | 0,2 |

Les valeurs par sexe des durées d'éclairage expérimentales comparativement à la durée d'éclairage témoin portant la même lettre ne sont pas significativement différentes ($p>0,05$).

3.1.2.2.2. Sur le taux de mortalité journalière

Le tableau VII compare les moyennes des taux de mortalité journalière des durées d'éclairage expérimentales comparativement à la durée d'éclairage témoin.

Pour toutes les durées d'éclairage expérimentales, les taux de mortalité journalière des femelles et mâles des deux espèces de glossines ne sont pas significativement différents de ceux de la durée d'éclairage témoin.

Tableau VII : Moyennes des taux de mortalité journalière de *G. p. gambiensis* et *G. m. submorsitans* à différentes durées d'éclairage

| Durées d'éclairage | <i>G. p. gambiensis</i> | | <i>G. m. submorsitans</i> | |
|--------------------|-------------------------|------------|---------------------------|------------|
| | Femelles | Mâles | Femelles | Mâles |
| 07h/24 | 0,60±0,30a | 0,40±0,10a | 0,40±0,10a | 0,20±0,02a |
| 12h/24 | 0,50±0,20a | 0,30±0,10a | 0,50±0,20a | 0,20±0,20a |
| <i>P-value</i> | 0,2 | 0,2 | 0,2 | 0,2 |
| 07h/24 | 0,60±0,30a | 0,40±0,10a | 0,40±0,10a | 0,20±0,02a |
| 24h/24 | 0,50±0,10a | 0,60±0,30a | 0,40±0,10a | 0,40±0,30a |
| <i>P-value</i> | 0,2 | 0,2 | 0,2 | 0,2 |

Les valeurs par sexe des durées d'éclairage expérimentales comparativement à la durée d'éclairage témoin portant la même lettre ne sont pas significativement différentes ($p>0,05$).

3.2. Discussion

3.2.1. Effet de la température sur les éclosions et les mortalités

3.2.1.1. Effet de la température sur l'évolution des taux d'éclosions

3.2.1.1.1. De *G. p. gambiensis* et *G. m. submorsitans* aux températures de 15°C et 25°C

Aux températures de 15°C et 25°C, la comparaison des taux d'éclosions des femelles aux âges des pupes requis pour la sélection du maximum de pupes mâles de l'espèce *G. p. gambiensis* nous permet d'affirmer que la température de 25°C est optimale pour la sélection du maximum de pupes mâles. En effet à 15°C, le taux d'éclosion des femelles a partir du 46^{ème} jour après larviposition est 9,1% ; par contre à partir du 27^{ème} jour après larviposition ce taux est nul à 25°C. L'objectif étant de sélectionner uniquement les pupes mâles, la température de 15°C ne conviendrait donc pas à cette sélection compte tenu du fait qu'il reste toujours des femelles à partir du 46^{ème} jour. De plus à 15°C, c'est au 46^{ème} jour après larviposition qu'il faut arrêter les éclosions par le froid pour sélectionner le maximum de pupes mâles. Par contre à 25°C dès le 27^{ème} jour d'âge des pupes, nous pouvons procéder à l'arrêt des éclosions par le froid pour la sélection du maximum de pupes mâles. Il conviendrait d'arrêter les éclosions au 27^{ème} jour après larviposition et économiser 19 jours plutôt que de le faire au 46^{ème} jour d'âge.

La durée de pupaison est plus longue en période froide qu'en période chaude (Itard, 2000). Ceci pourrait expliquer le fait que les femelles et les mâles éclos à 15°C ont une durée d'éclosion supérieure à ceux éclos à 25°C.

Il existerait une relation entre durée et taux d'éclosion. Cette relation pourrait expliquer le fait que le taux d'éclosion des femelles à 15°C soit supérieur à celui de 25°C. En effet le constat qui se dégage est le suivant : compte tenu du fait que la durée d'éclosion des femelles à 15°C est supérieure à celle des femelles à 25°C (12 jours versus 3 jours), le taux d'éclosion maximum des femelles à 15°C est inférieur à celui de 25°C (19,6% versus 62,5%). De façon analogue, le fait que la durée d'éclosion des mâles à 15°C soit supérieure à celle des mâles à 25°C (5 jours versus 3 jours) expliquerait le taux d'éclosion des mâles à 15°C supérieur à celui des mâles à 25°C.

Pour *G. m. submorsitans*, le nombre et le taux d'éclosion des mâles éclos à 15°C est supérieur à ceux de 25°C (42 mâles soit un taux d'éclosion de 91,8% versus 23 mâles soit un taux d'éclosion de 93,3%). L'objectif de notre travail étant de sélectionner exclusivement les pupes mâles ; la comparaison des taux d'éclosions des femelles à partir des âges des pupes retenu pour l'arrêt des éclosions en vue de la sélection du maximum de pupes mâles nous permettra de déterminer la température optimale de sélection du maximum de pupes mâles. Ainsi, à 15°C, le taux d'éclosion des femelles après le 45^{ème} jour est 2% ; par contre ce taux est nul à 25°C. Nous pouvons donc dire que la température optimale de sélection du maximum de pupes mâles est 25°C.

A 15°C, les durées d'éclosions des femelles et des mâles sont supérieures à celles de 25°C. Cela pourrait s'expliquer par le fait qu'aux périodes froides la durée de pupaison est plus longue qu'aux périodes chaudes (Itard, 2000).

La durée d'éclosion des femelles à 15°C est supérieure à celle de 25°C (12 jours versus 4 jours) ; le taux d'éclosion maximum des femelles à 15°C est inférieur à celui de 25°C (19,9% versus 37,0%). L'explication qu'on pourrait donner à ces résultats est qu'à 15°C, le taux d'éclosion par jour est faible comparativement à celui de la température de 25°C (1,08% le 37^{ème} jour et 2,76% le 38^{ème} jour versus 12,5% le 25^{ème} jour, 62,5% le 26^{ème} jour). Ceci nous permet de dire qu'il existerait une relation entre durée d'éclosion et taux d'éclosion des femelles. Cependant chez les mâles cette relation semble être inversée. En effet, la durée d'éclosion des mâles à 15°C étant supérieure à celle des mâles à 25°C (6 jours versus 4 jours) ; l'on s'attendrait à ce que le maximum du taux d'éclosion des mâles à 15°C soit

inférieur à celui des mâles à 25°C mais les résultats montrent que le pic du taux d'éclosion des mâles à 15°C est supérieur à celui de 25°C (68,5% versus 44,4%).

3.2.1.1.2. De *G. p. gambiensis* et *G. m. submorsitans* aux températures de 20°C et 25°C

Pour sélectionner le maximum de pupes mâles de *G. p. gambiensis*, il conviendrait de placer les pupes à la température d'incubation de 25°C. En effet, à cette température, le taux d'éclosion des femelles à partir du 30^{ème} jour d'âge est nul. Par contre, à la température de 20°C, à partir du 42^{ème} jour ce taux est de 0,5%. De plus, le fait que le nombre et le taux d'éclosion des mâles à 25°C soient supérieurs à celui de 20°C (32 mâles soit un taux d'éclosion de 65,1% versus 18 mâles soit 52,1% de taux d'éclosion) confirme que la température de 25°C est optimum pour la sélection du maximum de pupes mâles.

La relation qui existerait entre la durée et le taux d'éclosion expliquerait le fait que le taux d'éclosion des femelles à 20°C soit inférieur à celui à 25°C (25,2% versus 62,5%). En effet, à 20°C, du fait de la grande durée d'éclosion des femelles (9 jours), le taux d'éclosion par jour est faible (0,5% le 35^{ème} jour, 1,6% le 36^{ème} jour versus 33,3% le 28^{ème} jour, 62,5% le 29^{ème} jour). Par conséquent, le taux d'éclosion maximum des femelles à 20°C ne s'observera qu'après celle de 25°C (39^{ème} jour versus 29^{ème} jour). A 20°C, compte tenu du faible taux d'éclosion des femelles par jour (0,5% le 35^{ème} jour, 1,6% le 36^{ème} jour), comparativement à 25°C, où le taux d'éclosion par jour est élevé (33,3% le 28^{ème} jour et 62,5% le 29^{ème} jour), le pic du taux d'éclosion à 20°C sera inférieur à celui à 25°C (25,2% versus 62,5%).

A 25°C, le taux d'éclosion des femelles de *G. m. submorsitans* à partir du 29^{ème} jour après larviposition étant inférieur à celui de 20°C (1,0% versus 4,4%), la température optimale de sélection du maximum de pupes mâles est 25°C.

Tout comme chez *G. p. gambiensis*, la relation entre durée d'éclosion et taux d'éclosion expliquerait d'une part le fait que le taux d'éclosion maximum des femelles de *G. m. submorsitans*, à 20°C soit inférieur à celui de 25°C (23,6% versus 38,7%) et d'autre part le fait que le taux d'éclosion maximum des mâles à 20°C soit inférieur à celui de 25°C (26,4% versus 54,3%). Les résultats montrent que la durée d'éclosion des femelles à 20°C est supérieure à celle de 25°C (12 jours versus 6 jours) et que le pic du taux d'éclosion des femelles à 20°C est inférieur à celui de 25°C (23,6% versus 38,7%). Cela s'expliquerait par le fait qu'à 20°C, du fait de la grande durée d'éclosion (12 jours), le taux d'éclosion par jour a été plus faible (0,46% le 28^{ème} jour, 1% le 30^{ème} jour) ; par contre à 25°C, compte tenu de la relative courte durée d'éclosion (6 jours), le taux d'éclosion par jour a été plus élevé (1,6% le

25^{ème} jour et 6,45% le 26^{ème} jour). Ceci expliquerait donc le fait que le pic du taux d'éclosion des femelles à 20°C soit supérieur à celui à 25°C.

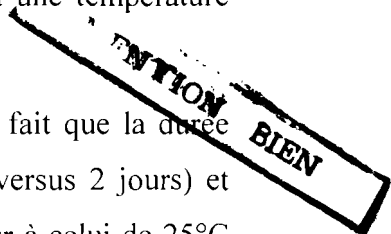
3.2.1.1.3. De *G. p. gambiensis* et *G. m. submorsitans* aux températures de 28°C et 25°C

Pour *G. p. gambiensis*, les taux d'éclosions des femelles à partir de l'âge des pupes requis pour la sélection du maximum de pupes mâles aux températures de 25°C et 28°C sont nuls. Ainsi, la comparaison du nombre et du taux d'éclosion des mâles nous permettra de déterminer la température optimale de sélection du maximum de pupes mâles. Ainsi, le nombre et le taux d'éclosion des mâles pour 28°C sont supérieurs à ceux de 25°C (24 soit un taux d'éclosion de 78,3% versus 22 mâles soit un taux d'éclosion de 60,3%). Pour la sélection du maximum de pupes mâles, il conviendrait donc de placer les pupes à une température d'incubation de 28°C.

La relation entre durée et taux d'éclosion expliquerait d'une part le fait que la durée d'éclosion des femelles à 28°C soit supérieure à celle de 25°C (4 jours versus 2 jours) et d'autre part le taux d'éclosion maximum des femelles à 28°C soit supérieur à celui de 25°C (70,4% versus 54,1%). En effet, à 28°C du fait de la grande durée d'éclosion (4 jours), le taux d'éclosion par jour est faible par rapport à celui de 25°C (0,57% le 23^{ème} jour, 0% le 24^{ème} jour versus 54,1% le 26^{ème} jour, 45,9% le 27^{ème} jour). A 28°C, les femelles éclosent avant celles de 25°C (23^{ème} jour versus 26^{ème} jour). Ceci pourrait expliquer le fait que le pic du taux d'éclosion des femelles à 28°C soit supérieur à celui de 25°C (70,4% versus 54,1%). Cette explication semble ne pas s'appliquer aux mâles car malgré le fait que les mâles à 28°C éclosent avant ceux de 25°C (26^{ème} jour versus 28^{ème} jour), le taux d'éclosion des mâles à 28°C est inférieur à celui de 25°C (52,4% versus 60,3%).

A 28°C, le nombre et le taux d'éclosion des mâles de *G. m. submorsitans* à partir du 25^{ème} jour d'âge des pupes sont supérieurs à ceux de 25°C à partir du 27^{ème} jour après larviposition (58 mâles soit un taux d'éclosion de 86,5% versus 18 mâles soit un taux d'éclosion de 56,8% versus). Par ailleurs, à 28°C le taux d'éclosion des femelles à partir du 25^{ème} jour est 21,3%. Cependant, ce taux est nul à partir du 27^{ème} jour. L'objectif étant de sélectionner uniquement les pupes mâles ; la température optimale de sélection du maximum de pupes mâles est 25°C.

La durée d'éclosion des femelles à 28°C est inférieure à celle de 25°C (3 jours versus 4 jours). Cela expliquerait le fait que le pic du taux d'éclosion des femelles à 28°C soit supérieur à celui de 25°C (67,3% versus 55,1%). En effet, la relation qui existerait entre la



durée et le taux d'éclosion expliquerait ces résultats. De plus, après l'observation des courbes d'évolutions des taux d'éclosions, le constat qui se dégage est que le pic du taux d'éclosion des femelles à 28°C est atteint avant celui de 25°C (25^{ème} jour versus 26^{ème} jour). Par conséquent, pour 28°C, le taux d'éclosion maximum des femelles sera supérieur à celui de 25°C .

3.2.1.2. Effet de la température d'incubation sur les taux de mortalités

L'un des deux types de mortalité conjointement défini par la FAO et l'AIEA pourraient expliquer le fait que les taux de mortalité journalière et avant accouplement des femelles et mâles des lots expérimentaux soient supérieurs à ceux des lots témoins. En effet, selon la FAO/AIEA (2002), il y a deux types de mortalités : les mouches mortes affamées c'est-à-dire qu'elles n'ont rien dans l'abdomen et les mouches gorgées de sang avec l'abdomen noir et mouillé. Au cours de nos essais, l'observation des mouches mortes montre qu'elles ont un abdomen rouge ; elles seraient donc gorgées avant de mourir. La cause probable de ces mortalités serait due à un problème de digestion. Alors, si le repas sanguin est pris à des températures inadéquates, cela pourrait être à l'origine de la suppression de certaines réactions lors de la digestion du sang. On pourrait émettre l'hypothèse selon laquelle, les glossines écloses aux températures expérimentales ont été plus confrontées à un problème de digestion que celles écloses aux températures témoins.

Les taux de mortalité journalière des lots témoin et expérimentaux des deux espèces de glossines sont restés inférieurs à l'intervalle peu tolérable du taux de mortalité journalière qui est compris entre 1,2 et 2% (FAO/AIEA, 1997 ; Itard et Bauer, 1984). Selon Mechtilda (2005), la diète alimentaire et la qualité du sang sont essentielles pour la survie des glossines. Ainsi, ces résultats pourraient s'expliquer par le fait que les opérations de contrôle bactériologique et de conditionnement du sang ont été respectées. D'autre part, le sang a été présenté aux glossines au régime habituel d'alimentation qui est de six jours sur sept. En outre, ces résultats témoigneraient de la prise effective du sang par les glossines pendant l'alimentation.

3.2.2. Effet de la durée de l'éclairage sur les éclosions et les mortalités

3.2.2.1. Effet de la durée d'éclairage sur l'évolution des taux d'éclosions

3.2.2.1.1. De *G. p. gambiensis* et *G. m. submorsitans* aux durées d'éclairage de 07h et 12h par jour

Pour 07h d'éclairage par jour, le taux d'éclosion des femelles à partir du 26^{ème} jour d'âge est nul. Par contre, pour 12h d'éclairage par jour, le taux d'éclosion des femelles à partir du 26^{ème} jour d'âge est de 1,2%. De plus, le nombre de mâles pour 07h d'éclairage par jour est supérieur à celui de 12h d'éclairage par jour (62 versus 30). Cependant, le taux d'éclosion des mâles à 12h d'éclairage par jour est supérieur à celui de 07h d'éclairage par jour (98,8% versus 92,2%). Par conséquent, étant donné que le taux d'éclosion des femelles a partir de l'âge de sélection du maximum de pupes mâles à 07h d'éclairage est nul et qu'à 12h d'éclairage, il est de 1,2% ; la durée d'éclairage de 07h par jour est optimale pour la sélection du maximum de pupes mâles.

La relation entre durée et taux d'éclosion expliquerait le fait que d'une part les femelles écloses à 07h d'éclairage par jour aient une durée d'éclosion légèrement inférieure à celles écloses à 12h d'éclairage par jour (3 jours versus 4 jours) et que d'autre part le taux d'éclosion maximum des femelles à 07h d'éclairage par jour soit supérieur à celui de 12h d'éclairage par jour (68,7% versus 59,04%). En effet, le fait que la durée d'éclosion à 07h d'éclairage par jour soit inférieure à celui de 12h d'éclairage par jour expliquerait qu'on ait un pic du taux d'éclosion des femelles à 07h d'éclairage par jour supérieur à celui de 12h d'éclairage par jour.

Le nombre et le taux d'éclosion des mâles de *G. m. submorsitans* à la durée d'éclairage de 12h par jour sont supérieurs à ceux de 07h d'éclairage par jour (34 soit un taux d'éclosion de 74,1% versus 15 soit un taux d'éclosion 40,5%). Cependant, à 12h d'éclairage par jour, le taux d'éclosion des femelles est de 10,5% ; par contre, à 07h d'éclairage par jour, ce taux est nul après le 25^{ème} jour d'âge. Pour sélectionner le maximum de pupes mâles, il conviendrait de placer les pupes en incubation à une durée d'éclairage de 07h par jour.

3.2.2.1.2. De *G. p. gambiensis* et *G. m. submorsitans* aux durées d'éclairage de 07h et 24h par jour

Pour 07h et 24h d'éclairage par jour, à partir de l'âge des pupes retenu pour l'arrêt des éclosions en vue de la sélection du maximum de pupes mâles, le nombre de femelles écloses pour les deux durées d'éclairage est nul. Par ailleurs, le nombre de mâles éclos à 07h d'éclairage par jour est supérieur à celui de 24h d'éclairage par jour (50 versus 24). Cependant, le taux d'éclosion à 07h d'éclairage est légèrement inférieur à celui de 24h d'éclairage par jour (92,3 versus 99,5). Malgré ce dernier résultat nous disons que la durée d'éclairage de 07h par jour est optimale pour la sélection du maximum de pupes mâles.

Le fait que la durée d'éclosion des femelles à 07h d'éclairage par jour soit inférieure à celle de 24h d'éclairage par jour (3 jours versus 4 jours) expliquerait le pic du taux d'éclosion des femelles à 07h d'éclairage par jour légèrement supérieur à celui de 24h d'éclairage par jour (51,6% versus 51,0%). Par conséquent, il existerait une relation entre durée d'éclosion et taux d'éclosion qui expliquerait ces deux résultats. En effet, compte tenu du fait que la durée d'éclosion à 07h d'éclairage par jour soit inférieure à celle de 12h d'éclairage par jour, le pic du taux d'éclosion des femelles à 07h d'éclairage par jour sera supérieur à celui de la durée d'éclairage de 24h par jour. Cette explication pourrait justifier également le fait que chez les mâles d'une part, la durée d'éclosion à 07h d'éclairage par jour soit inférieure à celle de 24h d'éclairage par jour (3 jours versus 5 jours) et que d'autre part, le taux d'éclosion des mâles à 07h d'éclairage par jour soit supérieure à celle de 24h d'éclairage par jour (59,6% versus 51,6%).

De même que chez *G. p. gambiensis*, le taux d'éclosion des femelles après l'âge des pupes requis pour la sélection du maximum de pupes de *G. m. submorsitans* aux durées d'éclairage de 07h et 24h par jour est nul. Par ailleurs, le nombre et le taux d'éclosion des mâles à 07h d'éclairage par jour étant supérieurs à ceux de 24h d'éclairage par jour (38 soit un taux d'éclosion de 78,9% versus 29 soit un taux d'éclosion de 70,04%), nous disons que la durée d'éclairage de 07h d'éclairage par jour est optimale pour la sélection du maximum de pupes mâles.

La relation entre durée d'éclosion et taux d'éclosion expliquerait le fait que le taux d'éclosion des mâles à 07h d'éclairage par jour soit supérieur à celui de 24h d'éclairage par jour (47,4% versus 57,9%). En effet, la durée d'éclosion des mâles à 07h d'éclairage par jour étant supérieure à celui de 24h d'éclairage par jour (4 jours versus 3 jours), le pic du taux d'éclosion à 07h d'éclairage sera inférieur à celui de 24h d'éclairage par jour.

3.2.2.2. Effet de la durée d'éclairage d'incubation sur les taux de mortalité

Pour la durée d'éclairage de 12h par jour, les taux de mortalités avant accouplement des femelles et mâles des deux espèces de glossines sont inférieurs à ceux de 07h d'éclairage par jour. L'observation visuelle des glossines mortes montre qu'elles ont un abdomen rouge. Donc, ces mouches ne seraient pas mortes affamées. Un problème de digestion serait la cause de leur mortalité. Par ailleurs, à 12h d'éclairage par jour, le taux de mortalité est supérieur à celui de 07h d'éclairage par jour. Cela pourrait s'expliquer par le fait que les glossines écloses

à 12h d'éclairage par jour ont été plus confrontées à un problème de digestion que celles écloses à 07h d'éclairage par jour.

Pour les deux espèces de glossines, les taux de mortalités des lots témoins et expérimentaux sont inférieurs au taux critique. Selon Kaboré (1982), Itard et Bauer (1984), FAO/AIEA (1997, 2003), le taux critique de mortalité est compris entre 1,2 et 2%. Ces résultats témoigneraient d'une part du respect du contrôle de qualité du sang avant l'alimentation des glossines et d'autre part du fait que les glossines se soient effectivement gorgées lors de l'alimentation des glossines.

CONCLUSION

L'objectif de cette étude était de contribuer au contrôle d'effectif de glossines. Pour cela, la température et la durée d'éclairage optimales permettant la sélection du maximum de pupes mâles ont été déterminées.

Parmi les températures testées au cours de l'étude (15°C, 20°C, 25°C et 28°C), il ressort que la température de 25°C est mieux indiquée pour la sélection du maximum de pupes mâles de *G. p. gambiensis*. A cette température, l'arrêt des éclosions par le froid pour la sélection du maximum de pupes mâles se fait le 27^{ème} jour après larviposition. A partir de cet âge de sélection de pupes mâles, le taux d'éclosion des femelles est nul ; les mâles ont un taux d'éclosion de 86,4%. A 25°C, les taux de mortalité avant accouplement des femelles et mâles ont été respectivement de 0,01% et 0,2%. Les taux de mortalité journalière pour les deux sexes ont été de 0,2%. Pour *G. m. submorsitans*, c'est également la température de 25°C qui est optimale pour la sélection du maximum de pupes mâles. A cette température, il convient d'arrêter les éclosions par le froid au 29^{ème} jour après larviposition pour sélectionner le maximum de pupes mâles. A partir de cet âge des pupes, le taux d'éclosion des femelles est 1,0% ; celui des mâles est 65,2%. Les taux de mortalité avant accouplement des femelles et des mâles ont été respectivement de 0,07% et 0,3%. Les taux de mortalité journalière pour les deux sexes ont été de 0,3%.

Des durées d'éclairage testées au cours de l'étude (07h d'éclairage par jour, 12h d'éclairage par jour et 24h d'éclairage par jour), la durée d'éclairage de 07h par jour est mieux indiquée pour la sélection du maximum de pupes mâles des deux espèces de glossines étudiées. A cette durée d'éclairage, la sélection du maximum de pupes mâles de *G. p. gambiensis* se fait au 29^{ème} jour d'âge des pupes. A partir de cet âge des pupes, le taux d'éclosion des femelles est nul ; le taux d'éclosion des mâles est de 92,3%. Le taux de mortalité avant accouplement des femelles a été de 0,04% ; celui des mâles a été de 0,1%. Les taux de mortalité journalière pour les deux sexes ont été respectivement de 0,6% et 0,4%. Pour *G. m. submorsitans*, la sélection du maximum de pupes mâles se fait au 28^{ème} jour d'âge des pupes. A partir de cet âge des pupes, le taux d'éclosion des femelles est nul ; celui des mâles est de 78,9%. Les taux de mortalité avant accouplement ont été de 0,02% pour les femelles et de 0,2% pour les mâles ; le taux de mortalité journalière des femelles a été de 0,3% ; celui des mâles a été de 0,2%.

Pour les études ultérieures nous suggérons :

- la prise en compte d'une part de l'humidité relative comme facteur d'étude influençant

les éclosions de glossines et d'autre part d'étendre l'étude à l'espèce *G. tachinoides* si les effectifs le permettent ;

- le suivi de la température et de la durée de conservation des pupes mâles.

REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES

CUISANCE D., et De LA ROCQUE S., 2003. Glossines et trypanosomoses. Document pour servir de cours, CIRAD, 79p.

CUISANCE D., et POLITZAR H., 1982. Elevage de *Glossina palpalis gambiensis* en Afrique ; bilan de six années d'élevage sur animaux nourriciers, IAEA-SM-225, 137-146p.

CUISANCE D., POLITZAR H., MEROT P., et TAMBOURA I., 1984. Les lâchers de mâles irradiés dans la campagne de lutte intégrée contre les glossines dans la zone pastorale de Sidéradougou (Burkina Faso), *Rev. Elev. Méd. Vét. Pays Trop.* 37(4) : 449-467p.

CUISANCE D., POLITZAR H., MEROT P., TAMBOURA F., BAUER B., KABORE I., et FIDELIER J., 1986. La campagne de lutte intégrée contre les glossines dans la zone pastorale d'accueil de Sidéradougou (Burkina Faso), In proceedings of the 18th Meeting, OUA/STRC, Harare, Zimbabwe. Document n° 604, 334-343p.

CUISANCE D., 1989. Le piégeage des tsé-tsé. CIRAD, Montpellier, France. 172p.

DE LA ROCQUE S., et CUISANCE D., 2005. La tsé-tsé : une mouche singulière et dangereuse. *Insecte n° 136.2005 (1)* : 27-31p.

DYCK V.A., HENDRICKX G. and ROBINSON A.S., 2005, Sterile insect technique. Springer, IAEA, Vienna, Austria.63p.

FAO, 1990. La technique de l'insecte stérile : consulté sur <http://www.fao.org/nouvelle/1998/sitf.htm>.(date de consultation : août 2009).

FAO/AIEA. (1996, 1997, 2000, 2001, 2003, 2005). Annual report. Entomology unit, FAO/AIEA Agriculture and biotechnology laboratory, Seibersdorf, Austria.

FAO/AIEA, 2002. Working material. Developing production quality control for standardization of tsetse mass production. Report and Recommendations of consultants Group

Meeting organized by the Joint FAO/IAEA Division of Nuclear Techniques in Food Agriculture, Vienna, Austria, 58p.

FELDMAN U., et HENRICHS J., 2001. Integrating the sterile insect technique as a key component of area-wide tsetse trypanomosis intervention PAAT technical and scientific series 3 (FAO), 66p.

HOWELL D. M. B. E., 1967. Manuel destiné au personnel de lutte contre les glossines. I.E.M.V.T., 260p.

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.

KABORE 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.

KABORE I., BAUER B., 1984. L'élevage de *Glossina palpalis gambiensis* Vanderplank, 1949 (*Diptera Muscidae*) avec du sang lyophilisé importé de différentes espèces et avec du sang défibriné local de bœuf. Comparaison des performances obtenues. Revue d'Elevage et de Médecine Vétérinaire des Pays Tropicaux (IEMVT/ CRTA Bobo Dioulasso), 37 (1) ; 35-41p.

KABORE I., 2001. Lutte contre les glossines. Diagnostic et contrôle des parasites animaux et leurs vecteurs, cours international de formation tenu du 5 au 17 novembre 2001 au CIRDES, Bobo-Dioulasso (Burkina Faso). 98-103p.

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.

KRAFSUR E.S., 1998. Sterile insect technique for suppressing and eradicating insect population : 55 years and counting. *Journal of Agricultural Entomology*, 15(4) : 303-317p.

LAUNOIS M., CHARBONNIER G., GRACIA- LAVEISSIERE G., CUISANCE D., et DUVALLET G., 2004. La mouche tsé-tsé pédagogique, Collection les savoirs partagés, 56p.

LEAK S.G.A., 1999. Tsetse biology and ecology. Their role in the epidemiology and control of Trypanosomosis. CABI Publishing with International Livestock Research Institute Nairobi, Kenya, 568p.

MANDE B., 2008. Validation de nouvelles techniques d'élevage de glossines pour l'amélioration de la qualité d'élevage en masse de *Glossina palpalis gambiensis* et *Glossina morsitans submorsitans*. Mémoire de fin de cycle, UPB/IDR, Burkina Faso, 73p.

MECHTILDA B., 2005. Seasonal effects of blood diet on tsetse (*Glossina austeni*) performance mass reared for sterile insect technique (SIT). 28th meeting of ISCTRC. Addis Ababa, Ethiopia. Publication n°123. 225-331p.

MILLOGO R., 1991. Contribution à l'étude des systèmes de piégeage des glossines : recherches sur leur attractivité visuelle et olfactive. Mémoire de fin de cycle, 80p.

MURRAY M., TRAIL J., DAVIS C.E., et BLACK S. J., 1984. Genetic resistance to African trypanosomiasis. *The journal of infectious diseases*, vol, 1949, n°3.

MURRAY M., STEAR M.J., TRAIL J.C.M, D'IETEREN R.H., 1991. Trypanosomosis in cattle : prospects for control. In *Breeding for Disease Resistance in Farm Animals*, J.B.OWEN and R.F.E.Axford, eds (*Cab International Wallingford, UK*), 203-223p.

OPIYO E., MUTIKA G., et ROBINSON A., 2001. Effect of low temperature treatment on *G.pallidipes* pupae. OUA/CISTR, 197-201p.

POLLOCK J. N., 1982. Manuel de lutte contre la mouche tsé-tsé : Volume 1 : Biologie, Systématique et répartition des tsé-tsé. (FAO). 308p.

POLLOCK J. N., 2006. Programme de Lutte contre la Trypanosomose Animale (PLTA) : Bulletin trimestriel d'information sur les glossines et les trypanosomoses, Volume 29, partie 1 (FAO).

RAYAISSE, J.B., 1995. Contribution à l'amélioration des systèmes de piégeage et de lutte contre les glossines et autres insectes hématophages par l'utilisation d'attractifs olfactifs, Mémoire de fin de cycle, UPB/IDR, Burkina Faso, 54p.

SELLING E., CUISANCE D., POLITZAR H., et CLAIR M., 1977. Elevage de *Glossina palpalis gambiensis* (Vanderplank, 1949) (Diptera- Muscidae) à Bobo-Dioulasso, *Rev. Elev. Méd. Vét. Pays. Trop.*, 30(1) 41-49p.

SIDIBE I., 1996. Variabilité génétique de *Trypanosoma congolense*, agent de la trypanosomose animale : implications taxonomiques et épidémiologiques. Thèse de doctorat ès sciences, Université de Montpellier II/sciences et techniques du Languedoc, 92p. + annexes + Publications, résumés de communications et posters.

SWALLOW B. M., 1997. Impacts of trypanosomosis on Africa agriculture. ILRI, review paper prepared for the Programme Against African Trypanosomosis (PAAT) for the presentation at the ISCTRC, Maputo, Mozambique, sept. 29 oct. 4, 1997. 46p.

VREYSEN M. J. B., SALEH K. M., ALL M. Y., ABDULLA A. M., ZHU Z. R., JUMA K. G., DYCK V. A., MSANGI A. R., MKONVI P. A., FELDMANN H. U., 2000. *Glossina austeni* (Diptera : Glossinidae) Eradicated on the Island of Unguja, Zanzibar, Using the Sterile Insect Technique. *Veterinary Entomology* 93(1): 123-135p.

VREYSEN M. J. B., 2006. Prospects for area-wide integrated control of tsetse flies (Diptera: Glossinidae) and trypanosomosis in sub-Saharan Africa. *Revista de la Sociedad Entomologica Argentina*, 65(1-2): 1-21p.

VREYSEN M. J. B., ROBINSON A. S. and HENDRICKS J., 2007. Area-Wide Control of Insect Pests, from research to field implementation. Springer Dordrecht, the Netherlands.789p.

Annexe 3 : Classification zoologique des glossines

