

Evaluation de l'infection et de la transmission de trypanosomes animaux (*Trypanosoma brucei brucei*, *Trypanosoma congolense* et *Trypanosoma vivax*) par des glossines d'élevage (*Glossina palpalis gambiense*, *Glossina morsitans submorsitans* et *Glossina tachinoides*)

Jacques Kaboré^{*1,2}, Martin Bienvenu Somda^{1,3}, Ernest Wendemanegde Salou^{1,2}, Hassane Sakandé¹, Leopold Millogo¹, Issa Sidibé¹, Zakaria Bengaly¹

Résumé

Cette étude a été menée pour étudier la capacité des glossines à s'infecter et à transmettre cette infection à l'hôte mammifère. A cet égard, 1 080 glossines ténérales des deux sexes des lignées de *Glossina palpalis gambiense* (33,33%), *Glossina tachinoides* (33,33%) (espèces riveraines) et *Glossina morsitans submorsitans* (33,33%) (espèce de savane), ont été utilisées. Ces glossines ont été réparties en 9 lots de 60 glossines mâles et 9 lots de 60 glossines femelles. Elles ont été nourries séparément sur du sang de rats infectés par *Trypanosoma brucei brucei*, *Trypanosoma congolense* et *Trypanosoma vivax* à travers une membrane de silicone. Après le cycle trypanosomien chez la glossine, un échantillon de 20 glossines par lot a été disséqué et les organes ont été analysés par la réaction de polymérisation en chaîne (PCR). Trois lots de glossines ont été ensuite nourris sur 3 moutons *Djallonké*. Les résultats obtenus ont montré que l'espèce de savane, *Glossina morsitans submorsitans* a été plus infectée que *Glossina palpalis gambiense* (p -value < 0,0001) et *Glossina tachinoides* (p -value < 0,001). De même, les glossines ont été plus infectées avec *Trypanosoma vivax* que *Trypanosoma brucei brucei* (p -value < 0,0001) et *Trypanosoma congolense* (p -value < 0,0001). Les résultats des analyses de confirmation des taux d'infection par PCR ont montré que les 3 lots de glossines ont pu transmettre les trypanosomes aux moutons. Cette étude a permis de confirmer le risque infectieux des glossines d'élevage et aussi d'attirer l'attention sur les techniques de lutte qui consistent à faire le lâcher de mâles stériles.

Mots-clés : infection, transmission, *Glossina*, *Trypanosoma*, moutons.

Abstract

This study was conducted to investigate the ability of tsetse flies to become infected and to transmit this infection to mammalian host. In this respect, 1080 teneral tsetse flies of both sexes from the lines of *Glossina palpalis gambiense* (33.33%), *Glossina morsitans submorsitans* (33.33%) (riverine species) and *Glossina tachinoides* (33.33%) (savannah species) were used. These glossins were divided into 9 groups of 60 male and 9 groups of 60 female glossins. They were fed separately on blood from rats infected with *Trypanosoma brucei brucei*, *Trypanosoma congolense* and *Trypanosoma vivax* through a silicone membrane. After the trypanosomal cycle in the tsetse flies, a sample of 20 tsetse per group was dissected and the organs were analysed by Polymerase Chain Reaction (PCR). Three groups of glossins were fed on 3 *Djallonké* sheep. The results obtained showed that the savannah species *Glossina morsitans submorsitans* is more infected than *Glossina palpalis gambiense* (p -value < 0.0001) and *Glossina tachinoides* (p -value < 0.001). Similarly, tsetse flies are more infected with *Trypanosoma vivax* than *Trypanosoma brucei brucei* (p -value < 0,0001) and *Trypanosoma congolense* (p -value < 0,0001). Results from infection rates confirmation using PCR showed that the 3 groups of tsetse flies could transmit trypanosomes to sheep. This study confirmed the infectious risk of farmed tsetse flies and also drew attention to the control techniques consisting of sterile male tsetse flies release.

Keywords: infection, transmission, *Glossina*, *Trypanosoma*, sheep

1 Centre International de Recherche-Développement sur l'Élevage en zone Subhumide (CIRDES), Unité de recherche sur les Maladies à Vecteurs et Biodiversité (UMaVeB), 01 BP 454 Bobo-Dioulasso 01, Burkina Faso

2 Université Nazi BONI, Unité de Formation et de Recherche en Sciences et Techniques, 01 BP 1091 Bobo-Dioulasso 01, Burkina Faso

3 Université Nazi BONI, Institut du Développement Rural, 01 BP 1091 Bobo-Dioulasso 01, Burkina Faso

* Correspondant auteur : Jacques Kaboré, e-mail : jacqueskaboré@yahoo.fr, adresse postale : UFR/ST, Université Nazi BONI, 01 BP 1091 Bobo-Dioulasso 01, Burkina Faso

1. Introduction

La trypanosomose animale, dénommée *Nagana* chez les ruminants domestiques, sévit sous forme enzootique dans toutes les régions d'Afrique infestées par les glossines, couvrant près de 10 millions de km², entre 15° de latitude Nord et 20° de latitude Sud, soit un tiers du continent africain (Authié *et al.*, 1999). Elle est causée par un protozoaire flagellé appartenant au genre *Trypanosoma* (*T.*), le trypanosome. Ce dernier est transmis par les glossines ou mouches tsé-tsé qui sont des insectes diptères hématophages appartenant à la famille des *Glossinidae*, qui n'est composé que du genre *Glossina* (*G.*).

Malgré les différentes campagnes de lutte menées dans

différentes zones d'Afrique contre les glossines (Cuisance *et al.*, 1984; Oladunmade *et al.*, 1985; Takken *et al.*, 1986), il apparaît que cette affection parasitaire représente toujours pour les pays touchés un lourd fardeau, sur la santé humaine (Simarro *et al.*, 2008) et le développement de l'agriculture et de l'élevage (Budd, 2000). Parmi ces méthodes de lutte, la lutte anti-vectorielle par le lâcher de mâles stériles réalisée dans la zone de Sidéradougou a permis d'éradiquer les glossines (Cuisance *et al.*, 1984). Cependant, cette méthode de lutte n'est pas sans risque dans une zone endémique où la transmission est active car les glossines mâles lâchées pourraient s'infecter et constituer un risque pour la santé animale et humaine (Hursey, 1985). L'objectif général de cette étude a été de vérifier la capacité des glossines d'élevage

à transmettre l'agent pathogène qui est le trypanosome. Deux objectifs spécifiques ont été retenus : a) évaluer le pouvoir infectieux des glossines d'élevage et b) évaluer la capacité de ces glossines à infecter l'hôte mammifère.

2. Matériel et méthodes

2.1. Trypanosomes et glossines

Trois souches de trypanosomes ont été utilisées et proviennent toutes de la cryothèque du CIRDES : *Trypanosoma (T.) brucei (b.) brucei* Farakoba 80/CRTA/1, *Trypanosoma (T.) congolense* IL1180 et *Trypanosoma (T.) vivax* Zaria 81/y486/699. De même, trois espèces de glossines ténérales, mâles et femelles provenant de l'insectarium du CIRDES ont été utilisées. Il s'agit de deux espèces riveraines : *Glossina (G.) palpalis (p.) gambiensis*, *Glossina (G.) tachinoides* et une espèce savanicole : *Glossina (G.) morsitans (m.) submorsitans*. Au total 1080 glossines ont été utilisées et réparties en 9 lots de 60 glossines mâles et 9 lots de 60 glossines femelles.

2.2. Animaux de laboratoire : rats et moutons

Soixante-dix rats d'espèce *Rattus norvegicus* et de souche *Wistar*, ont été utilisés dans l'étude pour l'amplification des trypanosomes afin d'infecter les glossines. Ces rats proviennent de l'animalerie du CIRDES. Trois moutons *Djallonké*, indemnes de trypanosomose, ont été utilisés pour alimenter les glossines par un repas sanguin journalier pendant trois jours.

2.3. Infection et alimentation des glossines

Un cryostabilat de chaque souche de trypanosome (1 ml) a été inoculé par voie intrapéritonéale à deux rats immunodéprimés par irradiation à 700 rads pendant 70 secondes avec un irradiateur à source de césium 137 (¹³⁷Cs). La parasitémie a été contrôlée tous les 2 à 3 jours par observation du sang prélevé à la queue des rats, et cela jusqu'à ce que la parasitémie ait atteint 10⁷-10⁸ trypanosomes (tryp) par ml. Le sang de ces rats a été utilisé pour infecter 20 rats immunodéprimés pour chaque souche de trypanosomes. Lorsque la parasitémie a atteint 10⁷-10⁸ tryp/ml, le sang parasitémié a été récolté par ponction cardiaque. Il a été ensuite utilisé pour nourrir les glossines ténérales une fois par jour durant 15 minutes sur une membrane synthétique de silicone très mince (400 à 600 µm) pendant trois jours successifs. Après, les glossines ont été alimentées suivant la même procédure sur du sang sain de bovin ou de porc défibriné ou hépariné porté à une température de surface de 40°C (Bauer et Politzar, 1982; Kabore et Bauer, 1984). Les glossines ont été gardées à l'insectarium et suivies pendant une trentaine de jours correspondant au cycle du trypanosome à une température de 25 ± 5°C et 70 ± 5% d'humidité relative avec une alternance automatique de lumière artificielle et obscurité. La mortalité des souris a été notée quotidiennement durant tout le suivi. A l'issue du cycle infectieux, un échantillon de 20 glossines de chaque lot a été disséqué.

2.4. Dissection des glossines et infection des moutons

La dissection pour l'identification des trypanosomes dans les différents organes des glossines a été faite pour les pièces buccales (labre et hypopharynx) (Lloyd et Johnson, 1924) et pour l'intestin moyen et les glandes salivaires (Penchenier et Itard, 1981).

Après la dissection, trois lots de glossines infectées ont été utilisés pour se gorger sur les trois moutons. Ces glossines

ont été gardées à jeun pendant trois jours. Ensuite, les cages contenant les glossines ont été appliquées sur les flancs rasés des moutons durant 60 minutes par jour pendant une semaine. Enfin, la parasitémie des moutons a été suivie pendant un mois par la méthode du « buffy-coat » (Murray *et al.*, 1977). Durant ce suivi, un échantillon de sang a été prélevé tous les 2 à 3 jours sur chaque mouton pour confirmation de l'infection à la PCR.

2.5. Extraction d'ADN et amplification

L'extraction d'ADN a été réalisée au Chelex 100 à 10%. Les échantillons d'organes de glossines broyés à l'aide d'un piston stérilisé ont été centrifugés à 14 000 tours/min pendant 10 minutes. Au surnageant, a été ajouté 100 µl de chelex 100 à 10% et les tubes incubés à 56°C pendant une heure, puis à 95°C pendant 30 minutes avant d'être centrifugés à nouveau pendant 2 minutes. Le surnageant collecté a été conservé à - 20°C pour amplification par PCR (Polymerase Chain Reaction). Des couples d'amorces spécifiques aux espèces *T. brucei s.l.* (TBR 1/2) (Moser *et al.*, 1989), *T. congolense* « type savane » (TCS 1/2) (Moser *et al.*, 1989) et *T. vivax* (TVW 1/2) (Masiga *et al.*, 1992) ont été utilisés (**Tableau I**). La réaction d'amplification a été réalisée dans un volume total de 25 µl contenant 2,5 µl d'ADN extrait, 1 µl de chacune des amorces testées, 0,1 unité de Taq (*Thermus aquaticus*) DNA polymerase et 2,5 µl de tampon PCR-buffer enrichi de 45 mM Tris-HCl (pH 8,8), 11 mM (NH₄)₂SO₄, 4,5 mM MgCl₂, 6,7 mM 2-mercaptoéthanol, 4,4 µM EDTA, 113 µg/ml BSA, 1 mM de chacun des désoxyribonucléosides phosphates (dTTP, dATP, dCTP et dGTP). L'ADN génomique de chaque groupe taxonomique de trypanosome a été utilisé comme contrôle positif et de l'eau stérile pour le contrôle négatif. Une dénaturation à 95°C pendant 3 minutes a précédé 40 cycles d'amplification comprenant chacune une dénaturation à 95°C pendant 30 secondes, une hybridation à 55°C pendant une minute 30 secondes, une élongation à 72°C pendant une minute puis une élongation finale à 72°C pendant 5 minutes. Les réactions ont été visualisées sous ultraviolet sur gel d'agarose à 2% enrichi au GelRed™.

Tableau I : Amorces utilisées pour les réactions d'amplification

Spécificités	Code	Séquences des amorces	Taille (pb)	Références
<i>T. brucei s.l.</i>	TBR ₁	5' CGAATGAATATTAACAATGCGCAG 3'	177	Moser <i>et al.</i> , 1989
	TBR ₂	5' AGAACCATTATATAGCTTTGTTC 3'		
<i>T. congolense savane</i>	TCS ₁	5' CGAGCGAGAACGGGCAC 3'	321	Moser <i>et al.</i> , 1989
	TCS ₂	5' GGGACAAACAATCCCGC 3'		
<i>T. vivax</i>	TVW ₁	5' CTGAGTGCTCCATGTGCCAC 3'	150	Masiga <i>et al.</i> , 1992
	TVW ₂	5' CCACCAGAACCACCACTGA 3'		

2.6. Analyse des données

Les taux d'infection des glossines ont été donnés en pourcentages de glossines porteuses de trypanosomes pleinement développés au niveau des pièces buccales, de l'intestin moyen ou des glandes salivaires (Nekpeni *et al.*, 1991). Le test du Chi carré (χ^2) de Pearson a été utilisé pour la comparaison des taux d'infection et des taux de mortalité. Le seuil de significativité de toutes les analyses a été fixé à 5%. Le logiciel SPSS Statistics Version 26.0.0.0 a été utilisé pour les analyses.

3. Résultats

3.1. Données parasitologiques

La période prépatente était variable en fonction des espèces de trypanosomes. Elle était en moyenne de 1,5 jours pour *T. b. brucei*, 3,5 jours pour *T. vivax* et 7,5 jours pour *T. congolense*. Les parasitémies des rats étaient élevées pour *T. b. brucei* (>

10⁷ tryp/ml), suivi de *T. vivax* (3.10⁶ – 7,5.10⁶ tryp/ml) et de *T. congolense* (2,5.10⁶ - 5.10⁶ tryp/ml).

3.2. Données entomologiques

Les taux d'infection des glossines ont été de 50,83% pour *T. vivax*, 21,66% pour *T. b. brucei* et 9,16% pour *T. congolense*. L'analyse de ces taux d'infection a montré que les glossines sont plus infectées avec *T. vivax* que *T. b. brucei* (*p-value* < 0,0001) et *T. congolense* (*p-value* < 0,0001) (**Tableau II**).

De même, les taux d'infection des glossines ont été de 34,16% pour *G. m. submorsitans*, 26,66% pour *G. p. gambiensis* et de 20,83% pour *G. tachinoides*. Une différence significative a été trouvée entre les taux d'infection des trois espèces de glossines. Ainsi, *G. m. submorsitans* est plus infectée que *G. p. gambiensis* (*p-value* < 0,0001) et *G. tachinoides* (*p-value* < 0,001) (**Tableau II**).

En faisant une comparaison entre mâles et femelles, le taux d'infection des glossines mâles a été de 45,83% contre 35,83% pour les femelles. Une différence significative a été notée entre ces taux d'infection (*p-value* < 0,0001) (**Tableau II**). Une différence d'infection a été notée avec *T. congolense* où le taux d'infection de *G. m. submorsitans* mâles a été nul contre 40% pour *G. m. submorsitans* femelles.

Tableau II : Taux d'infection des glossines disséquées

Glossines	Sexe	<i>T. congolense</i>			<i>T. vivax</i>		<i>T. b. brucei</i>	
		a	b	c (%)	b	c (%)	b	c (%)
<i>G. p. gambiensis</i>	♂	20	3	15	7	35	10	50
	♀	20	0	0	4	20	8	40
<i>G. m. submorsitans</i>	♂	20	0	0	15	75	4	20
	♀	20	8	40	14	70	0	0
<i>G. tachinoides</i>	♂	20	0	0	12	60	4	20
	♀	20	0	0	9	45	0	0

a : effectif de glossines disséquées par espèce de trypanosome
b : nombre de glossines parasitées (dissection et PCR)
c : pourcentage de glossines parasitées ou taux d'infection

3.3. Données moléculaires de la PCR

Les taux d'infection de la PCR effectués sur les organes de glossines ont été de 34,16% pour *G. m. submorsitans*, 26,66% pour *G. p. gambiensis* et de 20,83% pour *G. tachinoides*. Les organes négatifs en dissection ont été négatifs en PCR. De même, les organes positifs en dissection ont été positifs en PCR. Ces résultats PCR ont confirmé les résultats de la dissection. Les résultats du suivi parasitologique par PCR chez les 3 moutons ont permis de confirmer l'infection chez le mouton E012 à J₁₅, le mouton E010 à J₂₁, le mouton E011 à J₂₆.

3.4. Mortalité des glossines

Le taux de mortalité enregistré après le cycle du trypanosome est d'environ un mois (**Tableau III**). Le taux de mortalité a été élevée chez *G. tachinoides* (54,44%) que chez *G. p. gambiensis* (45%) (*p-value* = 0,001) et *G. m. submorsitans* (32,77%) (*p-value* < 0,0001). Le taux de mortalité des glossines mâles a été de 65,55% et celui des glossines femelles de 66,66%. Une légère différence significative a été observée entre la mortalité des glossines mâles et femelles (*p-value* = 0,043). Les taux de mortalité ont été de 47,22% pour les infections à *T. b. brucei*, 46,94% pour *T. congolense* et 38,05% pour *T. vivax*. Ces résultats ont montré qu'il y a eu plus de mortalité avec *T. b. brucei* qu'avec *T. congolense* (*p-value* < 0,0001) et *T. vivax* (*p-value* = 0,0001). Ainsi, parmi le nombre de glossines restantes, un échantillon de 20 glossines a été disséqué dans

chaque lot. Pour l'infection des trois moutons, le choix a été porté sur les trois lots en tenant compte du taux de mortalité et du taux d'infection. Ce sont : *G. m. submorsitans* mâles infectées avec *T. vivax*, *G. m. submorsitans* femelles infectées avec *T. vivax* et *G. m. submorsitans* femelles avec *T. congolense*, qui ont été utilisées.

Tableau III : Taux de mortalité des glossines disséquées

Glossines	Sexe	Mortalité / <i>T. congolense</i>			Mortalité / <i>T. vivax</i>		Mortalité / <i>T. b. brucei</i>	
		a	b	c (%)	b	c (%)	b	c (%)
<i>G. p. gambiensis</i>	♂	60	36	60	24	40	21	35
	♀	60	30	50	27	45	24	40
<i>G. m. submorsitans</i>	♂	60	20	33	12	20	28	47
	♀	60	14	23	15	25	29	48
<i>G. tachinoides</i>	♂	60	37	62	27	45	31	52
	♀	60	32	53	32	53	37	62

a : effectif de glossines par espèce de trypanosome

b : nombre de glossines mortes

c : pourcentage de glossines mortes ou taux de mortalité

3.4. Repas infectieux sur les moutons

Les trois moutons *Djallonké* ont été utilisés chacun comme nourricier avec *G. m. submorsitans* mâles infectées avec *T. vivax*, *G. m. submorsitans* femelles infectées avec *T. vivax* et *G. m. submorsitans* femelles infectées avec *T. congolense*. Ces trois moutons se sont révélés tous positifs à l'examen du buffy-coat. Le suivi de la parasitémie des moutons est variable avec des périodes prépatentes allant de J₁₅ à J₂₆ (**Tableau IV**).

Tableau IV : Suivi infectieux des 3 moutons

N° Mouton	Espèces de glossines utilisées pour l'infection	Période prépatente	Suivi parasitémique (tryp/ml)	Etat
E010	<i>G. m. submorsitans</i> mâles infectées avec <i>T. vivax</i>	J ₂₁	> 5.10 ⁶	Mort à J ₃₅
E011	<i>G. m. submorsitans</i> femelles infectées avec <i>T. vivax</i>	J ₂₆	10 ⁶ - 4.10 ⁶	Vivant
E012	<i>G. m. submorsitans</i> femelles avec <i>T. congolense</i>	J ₁₅	> 2,5.10 ⁶	Vivant

4. Discussion

L'amplification des trypanosomes a montré que *T. b. brucei* se multiplie bien chez les rats *Wistar*, suivi de *T. vivax* et enfin de *T. congolense*. Pourtant la culture est parfois inopérante avec *T. vivax*, qui infecte peu les rongeurs (Bengaly, 2001). Ces résultats corroborent les travaux de certains auteurs (Smith *et al.*, 1982; Ndung'u *et al.*, 2020). Par contre, la culture de *T. congolense* s'est avérée difficile entraînant une mortalité des rats. Ainsi, la capacité des souches à se multiplier sur rongeurs est très variable.

Le taux d'infection a montré que les glossines sont plus infectées avec *T. vivax* que *T. b. brucei* et *T. congolense*. Nos résultats ont aussi montré que *G. m. submorsitans* est plus infectée que *G. p. gambiensis* et *G. tachinoides*. Ces résultats ont montré une très bonne interaction entre les glossines et la souche utilisée de *T. vivax*. Ces différences d'infection ont montré qu'il y'a un phénomène de réceptivité et de résistance des glossines aux infections trypanosomiennes. Des auteurs ont émis l'hypothèse que le sang de certains hôtes pourrait inhiber l'infection des trypanosomes chez les glossines et pourrait ainsi jouer un rôle direct sur le taux d'infection (Wilson *et al.*, 1972). De même, il a été établi que l'origine du repas de sang pouvait avoir une influence sur les pourcentages d'infection (Moloo, 1981), de même que la nature de l'hôte au cours des repas de sang ultérieurs (Geigy

et Kauffmann, 1973). Ceci pourrait expliquer nos faibles taux d'infection obtenus avec *T. congolense* et *T. b. brucei*. L'origine du repas de sang pourrait aussi être responsable de la mortalité élevée des glossines vu que notre étude a montré que le taux de mortalité des glossines femelles était élevé par rapport aux mâles. Des études ont permis de conclure que certaines espèces de glossines seraient réfractaires à la méthode artificielle d'alimentation (Evens, 1964; Itard et Bauer, 1984; Reifenberg *et al.*, 1997). Et aussi, cette alimentation par l'intermédiaire de la membrane de silicone serait à l'origine des faibles taux d'infection, voire nuls des glossines. Cet état de fait entre en étroite ligne avec nos résultats obtenus surtout avec *T. congolense* et *T. b. brucei*. Plus récemment, plusieurs études ont suggéré que les réactions immunologiques spécifiques de la mouche tsé-tsé contre le trypanosome interférait probablement avec l'établissement, la multiplication et la maturation des trypanosomes au sein de la glossine (Aksoy *et al.*, 2003; Hu et Aksoy, 2006; Telleria *et al.*, 2014; Matetovici *et al.*, 2019), voire même la capacité de la glossine à transmettre le parasite.

Dans la nature, bien souvent les mâles et les femelles sont également infectés (Nekpeni *et al.*, 1991). Les glossines mâles ont été plus infectées que les femelles. De même, des études sur *G. pallidipes*, *G. fuscipes*, *G. morsitans*, *G. tachinoides* au laboratoire comme sur le terrain ont fait apparaître que les mâles sont plus infectés que les femelles (Squire, 1959; Harley, 1971; Kazadi *et al.*, 1996; Dagnogo et Gouteux, 2003). Par contre, des résultats ont aussi été obtenus montrant une plus grande réceptivité des femelles de *G. m. morsitans* à l'infection que des mâles (Mwangelwa *et al.*, 1987; Maudlin et Welburn, 1994). Ces résultats contradictoires prouvent que le sexe peut jouer une fonction importante dans les prévalences d'infection, ce qui dépend également du génome de la mouche tsé-tsé (Distelmans *et al.*, 1985), des souches de trypanosomes et des conditions dans le laboratoire (comme la température, l'humidité) qui affectent la mouche tsé-tsé (Evens, 1964; Itard et Bauer, 1984).

Les glossines infectées (*G. m. submorsitans* mâles et femelles infectées à *T. vivax* et *G. m. submorsitans* femelles infectées à *T. congolense*) appliquées aux moutons ont pu leur transmettre les trypanosomes mais avec des périodes prépatentes variables. Le mouton nourricier de *G. m. submorsitans* femelles infectées avec *T. congolense* s'est révélé positif à l'examen du *buffy-coat* à J₁₅. Par contre, les deux autres moutons de *G. m. submorsitans* mâles et femelles infectées avec *T. vivax* se sont révélés positifs respectivement à J₂₁ et J₂₆. Ces résultats soulignent la précocité de *G. m. submorsitans* dans l'acquisition et la transmission de *T. vivax* par rapport à celles infectées avec *T. congolense*. Une étude menée par Kazadi *et al.* (1998) a montré que des cobayes nourriciers de *G. tachinoides* infectées avec *T. b. brucei* EATRO 1125 se sont révélés positifs à l'examen du *buffy-coat* à J₁₇, tandis que les cobayes d'entretien de *G. p. gambiensis* se sont révélés positifs à J₂₁ et J₂₂, respectivement (Kazadi *et al.*, 1998). La capacité des glossines à transmettre l'infection est fonction donc de la nature de l'hôte (Moloo, 1981). Ainsi il a été démontré que la vache et le mouton seraient des hôtes intermédiaires alors que le lapin et la chèvre seraient des hôtes meilleurs pour être infectés par les glossines (Moloo, 1981). Malgré l'effet de l'espèce hôte, certaines glossines d'élevage du CIRDES (*G. m. submorsitans* mâles et femelles) ont été capables de transmettre le trypanosome à l'hôte mammifère. Par conséquent, le risque infectieux des glossines lors du

lâcher de mâles stériles semble être une réalité.

5. Conclusion

Cette étude a permis de mettre en évidence la capacité des glossines d'élevage du CIRDES à s'infecter et à transmettre l'infection à l'hôte mammifère. Cette aptitude constitue un réel risque infectieux favorisé par l'espèce de trypanosome et le faible taux de mortalité chez les glossines mâles. Ainsi, plusieurs facteurs interviennent dans la transmission des trypanosomes. La sensibilité innée d'une espèce de glossine à l'infection par une espèce de trypanosome est difficile à mettre en évidence en raison de la complexité des facteurs qui interviennent dans la transmission et en particulier ceux qui dépendent de l'hôte ou des méthodes expérimentales.

Remerciements

La présente étude a bénéficié du soutien financier du CIRDES. Nous remercions tous les techniciens du CIRDES (Bobo-Dioulasso, Burkina Faso).

Références bibliographiques

- Aksoy, S., Gibson, W.C., Lehane, M.J., 2003. Interactions between tsetse and trypanosomes with implications for the control of trypanosomiasis. *Advances in parasitology* 53, 1-83.
- Authié, E., Bringaud, F., Bakalara, N., Tetaud, E., Baltz, T., 1999. Trypanosomoses humaines et animales : maladie du sommeil et Nagana. *Annales de l'Institut Pasteur/Actualités*. 10. (1). 27-50. Elsevier, Paris.
- Bauer, B., Politzar, H., 1982. Laboratory maintenance of *Glossina palpalis gambiensis* in West Africa. Preliminary results of rearing on membranes. IAEA, International Atomic Energy Agency (IAEA).
- Bengaly, Z., 2001. Techniques parasitologiques de laboratoire. In : Diagnostic et contrôle des hémoparasitoses animales et de leurs vecteurs. Cours international de formation tenu du 5 au 17 novembre 2001 au CIRDES. Bobo-Dioulasso, Burkina Faso. CIRAD-EMVT / CIRDES, 53-67.
- Budd, L., 2000. DFID-funded Tsetse and Trypanosomiasis research and development since 1980. The Year 2001 Report. Natural Resources International Limited, Aylesford, UK. [Joint funded by LPP, AHP and NRSP].
- Cuisance, D., Politzar, H., Merot, P., Tamboura, I., 1984. [Release of irradiated males in the integrated campaign against *Glossina* in the Sideradougou pastoral area (Burkina Faso)]. *Rev Elev Med Vet Pays Trop* 37, 449-467.
- Dagnogo, M., Gouteux, J.P.J.P., 2003. Nouvelles données sur le parasitisme de *Glossina palpalis palpalis* (Diptera : Glossinidae) par *Hexameris glossinae* (Nematoda : Mermithidae) en secteur pré-forestier de Côte d'Ivoire. 10, 269-272.
- Distelmans, W., Makumyaviri, A.M., D'Haeseleer, F., Claes, Y., Le Ray, D., Gooding, R.H., 1985. Influence of the salmon mutant of *Glossina morsitans morsitans* on the susceptibility to infection with *Trypanosoma congolense*. *Acta tropica* 42, 143-148.
- Evens, F., 1964. L'élevage des glossines. *Bulletin of the World Health Organization* 31, 521-525.

- Geigy, R., Kauffmann, M., 1973. Sleeping sickness survey in the Serengeti area (Tanzania) 1971. I. Examination of large mammals for trypanosomes. *Acta tropica* 30, 12-23.
- Harley, J.M.B., 1971. Comparison of the susceptibility to infection with *Trypanosoma rhodesiense* of *Glossina pallidipes*, *G. morsitans*, *G. fuscipes* and *G. brevipalpis*. *Annals of Tropical Medicine & Parasitology* 65, 185-189.
- Hu, C., Aksoy, S., 2006. Innate immune responses regulate trypanosome parasite infection of the tsetse fly *Glossina morsitans morsitans*. *Molecular microbiology* 60, 1194-1204.
- Hursey, B.S., 1985. Lutte contre les glossines en Afrique. *Rev. sci. tech. Off. int. Epiz*, 4 (2), 299-310. .
- Itard, J., Bauer, B., 1984. Elevages de glossines. Synthèse. In.
- 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 boeuf *Rev. Elev. Méd vét Pays trop*, 37 (1) : 35-41. .
- Kazadi, J.-M., Kageruka, P., Losson, B., Van Hees, J., 1998. Compétence vectorielle des *Glossina tachinoïdes* Westwood et *Glossina palpalis gambiensis* Vanderplank infectées simultanément par *Trypanosoma brucei brucei* EATRO 1125. 29, 511-518.
- Kazadi, J., Kageruka, P., Martin, O., Losson, B., Van Hees, J., 1996. Infection expérimentale de *Glossina morsitans morsitans* (Mall) par *Trypanosoma congolense* (ZRE/G143/90). Cycle du parasite et compétence vectorielle de la glossine. 27, 579-587.
- Lloyd, L.I., Johnson, W.B., 1924 The trypanosome infections of tsetse flie in Northern Nigeria and a new method of estimation. *Bull. Ent. Res.* 14: 265-288. .
- Masiga, D.K., Smyth, A.J., Hayes, P., Bromidge, T.J., Gibson, W.C.J.I.j.f.p., 1992. Sensitive detection of trypanosomes in tsetse flies by DNA amplification. 22, 909-918.
- Matetovici, I., De Vooght, L., Van Den Abbeele, J., 2019. Innate immunity in the tsetse fly (*Glossina*), vector of African trypanosomes. *Developmental and comparative immunology* 98, 181-188.
- Maudlin, I., Welburn, S.C., 1994. Minireview : Maturation of *Trypanosoma* infections in Tsetse. *Exp Parasitol* 79, 202-205.
- Moloo, S.K., 1981. Effects of maintaining *Glossina morsitans morsitans* on different hosts upon the vector's subsequent infection rates with pathogenic trypanosomes. *Acta tropica* 38, 125-136.
- Moser, D.R., Cook, G.A., Ochs, D.E., Bailey, C.P., McKane, M.R., Donelson, J.E., 1989. Detection of *Trypanosoma congolense* and *Trypanosoma brucei* subspecies by DNA amplification using the polymerase chain reaction. *Parasitology* 99 Pt 1, 57-66.
- Murray, M., Murray, P.K., McIntyre, W.I., 1977. An improved parasitological technique for the diagnosis of African trypanosomiasis. *Trans R Soc Trop Med Hyg* 71, 325-326.
- Mwangelwa, M.I., Otieno, L.H., Reid, G.D.F., 1987. Some barriers to *Trypanosoma congolense* development in *Glossina morsitans morsitans*. *Insect Science and Its Application* 8, 33-37.
- Ndung'u, K., Murilla, G.A., Thuita, J.K., Ngae, G.N., Auma, J.E., Gitonga, P.K., Thungu, D.K., Kurgat, R.K., Chemuliti, J.K., Mdachi, R.E., 2020. Differential virulence of *Trypanosoma brucei rhodesiense* isolates does not influence the outcome of treatment with anti-trypanosomal drugs in the mouse model. *PLoS One* 15, e0229060-e0229060.
- Nekpeni, E.B., Eouzan, J.P., Dagnogo, M., 1991. Infection de *Glossina palpalis palpalis* (Diptera, Glossinidae) par les trypanosomes en zone forestière de Gagnoa en Côte d'Ivoire. . *Tropical Medicine and Parasitology*, 42 (4), 399-403. ISSN 0177-2392.
- Oladunmade, M., Takken, W., Dengwat, L., Ndams, I.J.B.o.e.r., 1985. Studies on insecticide-impregnated targets for the control of riverine *Glossina* spp. (Diptera: Glossinidae) in the sub-humid savanna zone of Nigeria. 75, 275-282.
- Penchenier, L., Itard, J., 1981. Une nouvelle technique de dissection rapide des glandes salivaires et de l'intestin des glossines. . *Cahiers ORSTOM.Série Entomologie Médicale et Parasitologie*, 19 (1), 55-57. ISSN 0029-7224.
- Reifenberg, J.M., Cuisance, D., Frezil, J.L., Cuny, G., Duvallet, G., 1997. Comparison of the susceptibility of different *Glossina* species to simple and mixed infections with *Trypanosoma* (*Nannomonas*) *congolense* savannah and riverine forest types. *Med Vet Entomol* 11, 246-252.
- Simarro, P.P., Jannin, J., Cattand, P., 2008. Eliminating human African trypanosomiasis: Where do we stand and what comes next? *Plos Med* 5, 174-180.
- Smith, C.J., Levine, R.F., Mansfield, J.M., 1982. Cloning of African trypanosomes in mice immunosuppressed by cyclophosphamide treatment. *The American journal of tropical medicine and hygiene* 31, 1098-1102.
- Squire, F.A., 1959. Infectibility of tsetse flies, *Glossina palpalis* (R-D.) and *Glossina tachinoïdes* Westw. with *Trypanosoma vivax* *Bull. Ent. Res.* 50 : 183- 189.
- Takken, V., Oladunmade, M., Dengwat, L., Feldmann, H., Onah, J., Tenabe, S., Hamann, H.J.B.o.e.r., 1986. The eradication of *Glossina palpalis palpalis* (Robineau-Desvoidy)(Diptera: Glossinidae) using traps, insecticide-impregnated targets and the sterile insect technique in central Nigeria. 76, 275-286.
- Telleria, E.L., Benoit, J.B., Zhao, X., Savage, A.F., Regmi, S., Alves e Silva, T.L., O'Neill, M., Aksoy, S., 2014. Insights into the trypanosome-host interactions revealed through transcriptomic analysis of parasitized tsetse fly salivary glands. *PLoS neglected tropical diseases* 8, e2649-e2649.
- Wilson, A.J., Dar, F.K., Paris, J., 1972. A study on the transmission of salivarian trypanosomes isolated from wild tsetse flies. *Tropical Animal Health and Production* 4, 14-22.