

40007

Etude de la prévalence des infections à trypanosomes chez les animaux sauvages du foyer de la maladie du sommeil de Bipindi, Cameroun.

Simo, G¹, Njiokou, F², Nkinin, S¹, Mgbédié, M¹, Laveissière, C¹, Herder, S¹, ^{laude} ^{Stéphane}

¹LRT - OCEACBP 288 Yaoundé - Cameroun.

²Faculté des sciences - Université de Yaoundé I - Cameroun.

Résumé

Si quelques études ont été réalisées sur les trypanosomoses chez les animaux domestiques en Afrique Centrale, très peu de recherches ont été consacrées sur ces parasites chez les animaux sauvages. Dans cette étude, la Polymerase Chain Reaction (PCR) a été utilisée pour déterminer les prévalences de différentes espèces de trypanosomes chez les animaux sauvages du foyer de maladie du sommeil de Bipindi. Les résultats préliminaires obtenus montrent que 39% (64/164) d'animaux sauvages du foyer de la maladie du sommeil de Bipindi (Cameroun) ont été en contact avec au moins une espèce de trypanosomes. L'espèce *Trypanosoma brucei* s.l. a la plus forte prévalence (22%). *Trypanosoma vivax* a une prévalence relativement importante (11%). La prévalence (6%) du sous-genre *Nannomonas* (*T. congolense* «type forest», *T. congolense* «type savannah» et *T. simiae*) est faible. Les espèces *Trypanosoma simiae* et *Trypanosoma congolense* «type forest» ont été trouvées chez les rongeurs et chez les primates uniquement. Le parasite pathogène pour l'homme *T. brucei gambiense* groupe I a une prévalence de 8% (13/164). Les animaux présentant une forte prévalence à *T. brucei gambiense* sont les rongeurs (*Atherurus africanus* et *Cricetomys gambianus*), les singes (*Cercopithecus* et *Cercocebus*) et les ongulés (*Cephalophus*). Nous avons également trouvé deux petits carnassiers (*Genetta servalina* et *Nandinia binotata*) porteurs de trypanosomes pathogènes pour l'homme. Une confirmation de ces résultats par une étude plus exhaustive permettra de mieux comprendre le phénomène de résurgence de la maladie du sommeil, la pérennisation et la dispersion de l'endémie.

Abstract

Though studies have been carried out on trypanosomiasis and the domestic animal in Central Africa, very little data is available on these parasites and wild game. In this study, PCR has been used to determine the prevalence of different trypanosome species in wild animals from Bipindi (Cameroon) sleeping sickness focus. Preliminary results obtained show that 39% (64/164) of wild animals from the Bipindi focus have been in contact with at least one species of trypanosomes. *Trypanosoma brucei* s.l. species has the highest prevalence (22%). *Trypanosoma vivax* with a prevalence of 11% is fairly represented. The prevalence (6%) of *Nannomonas* subgenus (*T. congolense* «type forest», *T. congolense* «type savannah» and *T. simiae*) is low. *Trypanosoma simiae* and *Trypanosoma congolense* «type forest» have been found only in rodents and primates. The parasite pathogenic to man, *Trypanosoma brucei gambiense* group I, had a prevalence of 8% (13/164). Animals presenting a high prevalence of *Trypanosoma brucei gambiense* were rodents (*Atherurus africanus* and *Cricetomys gambianus*), monkeys (*Cercopithecus* and *Cercocebus*) and ungulates (*Cephalophus*). We also found two small carnivores (*Genetta servalina* and *Nandinia binotata*) harbouring trypanosomes pathogenic to man. Confirmation of these results by an exhaustive study will allow a better understanding of resurgence phenomenon of sleeping sickness, the perpetuation and dispersal of the disease.

Fonds Documentaire IRD

Cote : B* 23.350 Ex: 1

Fonds Documentaire IRD



010023350

Bulletin des OCEAC 2000 : 33(2)

8

Introduction

La trypanosomiase humaine africaine (THA) à *Trypanosoma brucei gambiense* demeure l'un des plus grands fléaux en Afrique au sud du Sahara. En dépit des campagnes de lutte qui avaient pour but de réduire l'incidence de cette maladie, l'éradication n'a jamais pu être obtenue. Actuellement, on note une résurgence de la maladie dans la plupart des foyers et la situation épidémiologique de l'heure est comparable à celle des années 1925-1930 (O.M.S., 1996). La compréhension de ce phénomène de résurgence reste un problème important pour mieux appréhender l'épidémiologie de la maladie. L'une des explications de cette situation pourrait être l'existence d'un réservoir animal qui maintiendrait la transmission de la maladie à bas bruit (période de faible prévalence chez l'homme) et qui serait à l'origine de l'échec des différentes campagnes de lutte.

Les travaux antérieurs entrepris en Afrique de l'ouest ont montré que les animaux domestiques étaient des réservoirs potentiels de trypanosomes pathogènes pour l'homme (Gibson *et al.*, 1978 ; Molyneux, 1980 ; Mehltz *et al.*, 1982 ; Joshua *et al.*, 1983 ; Zillmann, *et al.*, 1984 ; Mehltz, 1986). La situation en Afrique centrale est restée confuse (Noireau *et al.*, 1986 ; Scott *et al.*, 1983). Néanmoins, Berl *et al.* (1982), Asonganyi *et al.* (1986) et Asonganyi *et al.* (1990) ont retrouvé les antigènes de *T. brucei gambiense* chez des animaux domestiques (chèvres, moutons, chiens et porcs) de certains foyers de la maladie du sommeil au Cameroun. De plus, Nkinin *et al.* (1999) ont montré que les porcs des foyers de la maladie du sommeil de Fontem et de Campo portaient des trypanosomes génétiquement identiques à ceux pathogènes pour l'homme. L'utilisation de la PCR (Polymerase Chain Reaction) pour amplifier une séquence d'ADN microsatellite caractéristique de *Trypanosoma brucei gambiense* groupe I a permis de constater que 25% de porcs du foyer de la maladie du sommeil de Fontem (Cameroun) étaient porteurs de trypanosomes pathogènes pour l'homme (Herder *et al.*, 1999).

Les études visant à démontrer que les animaux sauvages constitueraient un réservoir de *T. b. gambiense* sont restées à l'échelle expérimentale

en Afrique Centrale. Les inoculations expérimentales avec transmission cyclique ont montré que certains animaux sauvages peuvent être infestés par *T. b. gambiense* et parmi eux, quelques uns développent une forme chronique de la maladie comme chez l'homme (Van Hoof, 1947 ; Moloo *et al.*, 1986). Les principales difficultés pour mener à bien les études sur le réservoir sauvage sont la faible sensibilité, l'absence de spécificité des techniques parasitologiques classiques et les parasitémies fluctuantes qui caractérisent la maladie du sommeil à *T. b. gambiense*.

Le développement de la biologie moléculaire, en particulier la PCR a permis non seulement l'identification des infections naturelles chez l'hôte et le vecteur (Moser *et al.*, 1989 ; Masiga *et al.*, 1992 ; McNamara *et al.*, 1994), mais aussi d'affiner la classification des trypanosomes en éclatant certaines espèces en plusieurs taxons. La PCR est un outil très sensibles et peut détecter un trypanosome par millilitre de sang (Penchenier *et al.*, 1996). Elle peut aussi être utilisée pour le diagnostic de phase de la maladie du sommeil (Truc *et al.*, 1999) et la différenciation des sous espèces de trypanosomes (Herder *et al.*, 1999). Elle constitue une alternative pour mettre en évidence la présence directe de l'ADN (acide désoxyribonucléique) du parasite chez l'hôte lorsque les méthodes parasitologiques classiques s'avèrent insuffisamment sensibles. De plus, cette technique est utilisée pour identifier les infections naturelles et permet ainsi d'éviter les biais qui peuvent être introduits lors de la culture par exemple. Si quelques études ont été effectuées sur les animaux domestiques, très peu de recherches ont été réalisées sur les animaux sauvages, notamment en Afrique Centrale (Kupper *et al.*, 1983 ; Mehltz, 1986 ; Mattioli *et al.*, 1991). Dans cette étude, la PCR a été utilisée pour déterminer la prévalence des différentes espèces de trypanosomes dans la faune sauvage du foyer de maladie du sommeil de Bipindi et pour identifier au sein de cette faune les espèces animales potentiellement réservoirs de trypanosomes pathogènes pour l'homme.

Matériel et méthodes

Zone d'étude

Le foyer de maladie du sommeil de Bipindi (3°06' N, 10°30'E) se trouve dans le département de

l'Océan de la province du Sud Cameroun. Il est situé en forêt primaire, à près de 75 km de la côte et entretient une relation historique avec la maladie du sommeil depuis la fin du 19^{ème} siècle notamment à travers des flux migratoires qui ont traversé la région avant et pendant la période coloniale. Ces migrations seraient à l'origine de l'introduction de la maladie du sommeil dans la région de Bipindi. Cette dernière présente un faciès géographique particulièrement favorable à la présence des glossines et au contact de ces dernières avec l'homme et les animaux (domestiques et sauvages). Actuellement, le foyer de Bipindi est le plus actif des foyers camerounais. En 1998-1999, 44 malades y ont été dépistés et la prévalence de la maladie dans ce foyer est près de 1,2% (44/3580). La faune sauvage dans ce foyer se caractérise par une grande variété d'espèces.

Prélèvement et examens parasitologiques

Cette étude englobe 164 animaux sauvages regroupés en 24 espèces dont 54 primates, 39 rongeurs, 45 ongulés, 11 petits carnivores, 10 édentés et 5 reptiles (Tableau I).

Chez chaque animal capturé au piège ou abattu à l'arme à feu, le sang est prélevé dans un tube contenant de l'EDTA (anticoagulant) par les chasseurs de la région (un tube par animal). Les animaux ramenés sont identifiés. Par la suite, chaque animal est examiné dans le but de localiser d'éventuelles veines porteuses de sang frais. Un second prélèvement est alors réalisé et ensemencé dans les trousses KIVI (Kit for In Vitro Isolation) afin de rechercher au laboratoire la présence de trypanosomes après leur transformation et leur multiplication (Aerts *et al.*, 1992). La recherche de trypanosomes s'est

Tableau I

Nom usuel, nom latin et résultats de l'identification des différentes espèces de trypanosomes par PCR.

Nom usuel	Nom latin	Nombre de PCR + en fonction des amorces utilisées						Total
		TB s. l.	TBG	TCF	TCS	TV	TS	
Guib d'eau (Sitomys)	<i>Tragelaphus spekei</i>	1	-	-	-	-	-	1
Céphalophe de Peters	<i>Cephalophus callipygus</i>	-	-	-	-	-	-	1
Céphalophe à bande dorsale noire	<i>Cephalophus dorsalis</i>	1	1	-	-	1	-	3
Céphalophe bleu	<i>Cephalophus monticola</i>	4	1	-	1	2	-	30
Céphalophe d'Ogilby	<i>Cephalophus ogilbyi</i>	-	-	-	-	-	-	1
Céphalophe à dos jaune	<i>Cephalophus sylvicultor</i>	-	-	-	1	-	-	2
Antilope royale	<i>Neotragus pygmaeus</i>	-	-	-	-	-	-	1
Rat de Gambie	<i>Cricetomys gambianus</i>	5	3	-	1	1	-	17
Écureuil à pieds rouges	<i>Heliosciurus rufobrachium</i>	1	-	-	-	-	-	2
Athérure	<i>Atherurus africanus</i>	7	2	-	2	2	2	20
Genette servaline	<i>Genetta servalina</i>	1	1	-	1	1	-	2
Nandimie	<i>Nandimia binotata</i>	3	2	-	-	1	-	8
Varan du Nil	<i>Varanus niloticus</i>	-	-	-	-	1	-	6
Mandrill	<i>Mandrillus sphinx</i>	-	-	-	-	-	-	4
Pangolin à longue queue	<i>Manis tetradactyla</i>	1	-	-	-	-	-	3
Pangolin à écailles Tricuspidées	<i>Manis tricuspis</i>	1	-	-	-	1	-	5
Palapom	<i>Aotopithecus palapom</i>	2	-	-	-	1	-	12
Potto de Calabar	<i>Arctocebus calabarensis</i>	1	-	1	-	-	-	3
Potto de Bosman	<i>Pterodicticus potto</i>	1	-	-	-	1	-	2
Cercocèbe à collier blanc	<i>Cercocebus torquatus</i>	1	1	-	-	-	-	1
Monstac	<i>Cercopithecus cephus</i>	1	-	-	1	1	-	13
Mone	<i>Cercopithecus mona</i>	-	-	-	-	1	-	3
Hocheur	<i>Cercopithecus howleri</i>	4	2	-	-	2	-	16
Civettes	<i>Viverra civetta</i>	-	-	-	-	-	-	1
		36	13	1	7	18	2	164
		22%	8%	0,6%	4,3%	11%	1,3%	

TB s. l. = *Trypanosoma brucei* s. l. ; TBG = *Trypanosoma brucei gambiense* groupe I ; TCF = *Trypanosoma congolense* "type forest" ; TCS = *Trypanosoma congolense* "type savannah" ; TV = *Trypanosoma vivax* ; TS = *Trypanosoma simiae* ; N* = nombre d'animaux par espèce ; N = nombre d'animaux positifs pour chaque couple d'amorces utilisées en PCR ; () = pourcentage de PCR positif

effectuée en utilisant la technique du «quantitative buffy coat» ou QBC[®] (Bailey et Smith, 1992).

Extraction de l'ADN du sang

Au laboratoire, le sang a été traité en utilisant le kit «ReadyAmp[®] Genomic DNA Purification System» (Promega). Un millilitre de sang et un millilitre d'eau stérile (Nuclease-Free Water) sont mélangés dans un tube. L'hémolyse est réalisée par homogénéisation pendant 5 à 10 secondes toutes les 2 minutes et ceci pendant 10 minutes. Les tubes sont centrifugés à 14000 rpm (rotation par minute) pendant 5 minutes. Au culot issu de la centrifugation, 200µl de résine (ReadyAmp[™] Resin) sont ajoutés et l'ensemble est homogénéisé. Après une incubation à 56°C pendant 30 minutes au bain-marie, les tubes sont incubés pendant au moins 25 minutes dans un bain-marie à 100°C et sont ensuite centrifugés pendant 10 minutes. Le surnageant est collecté et peut être utilisé directement pour la PCR ou être stocké à -20°C.

Amplification de l'ADN

La PCR est réalisée en utilisant 6 couples d'amorces (Tableau II) spécifiques de *Trypanosoma brucei* s.l. (Masiga et al., 1992), *T. brucei gambiense*

groupe I (Herder et al., 1999), *Trypanosoma congolense* «type forest» (Masiga et al., 1992), *Trypanosoma congolense* «type savannah» (Majiwa et al., 1993), *Trypanosoma vivax* (Masiga et al., 1992) et *Trypanosoma simiae* (Masiga et al., 1992).

Dans un tube Eppendorf, ont été introduits 25µl d'un mélange contenant 5µl de sang traité, 10mM de Tris-HCl (pH 9), 50 mM de KCl, 3mM de MgCl₂, 20 picomoles de chaque amorce, 200µM de chaque dNTP (déoxynucléoside 5'-triphosphate) et 1 unité de Taq DNA polymérase (Appligene-Oncor, USA). Une dénaturation à 94°C pendant 5 minutes a précédé 40 cycles d'amplification. Chaque cycle d'amplification comprenait une dénaturation à 94°C pendant 30 secondes, une hybridation des amorces à 55°C pour *T. brucei* s.l., à 62°C pour *T. brucei gambiense* groupe I et à 60°C pour *Trypanosoma congolense* «type forest», *Trypanosoma congolense* «type savannah», *Trypanosoma vivax* et *Trypanosoma simiae* pendant 30 secondes et enfin une élongation à 72°C pendant 1 minute. Une élongation finale a été réalisée à 72°C pendant 10 minutes. Les produits amplifiés avec les amorces spécifiques de *T. b. gambiense* groupe I ont été

Tableau II

Amorces utilisées pour les réactions d'amplification.

Spécificité	Code	Séquence des amorces	TFA (pb)	Références
TB s.l.	TBR1/TBR2	5'-GAATATTAAACAATGGCGCAG-3' 5'-CGAATTAATAGGCTTTGTTGC-3'	164	Masiga et al., 1992
TBG	TRBPA1T RBPA2	5'-GCGCCGACGATACCAATGC-3' 5'-AACGGATTTCAGCGTTGCAAG-3'	140	Herder et al., 1998
TC forest	TCF1/TCF2	5'-GGACACCCAGAAAGGTAAGT-3' 5'-GTTCTGGCAGCAAAATCCAAG-3'	350	Masiga et al., 1992
TC savannah	TCS1/TCS2	5'-CGAGCGAGAACGGGCAC-3' 5'-GGGACAAACAAATCCCAGC-3'	320	Majiwa et al., 1993
<i>T. vivax</i>	TVW1TV W2	5'-CTGAGTGGCTCCATGTCAC-3' 5'-CCAGCAGAACAGCAACGIGA-3'	150	Masiga et al., 1992
<i>T. simiae</i>	TSM1/TSM2	5'-CCGGTCAAAAACGCATT-3' 5'-AGTCGCCCGGAGTCGAT-3'	437	Masiga et al., 1992

TFA (pb) = Taille du fragment amplifié en paire de bases.

TB s.l. = *Trypanosoma brucei* s.l.

TBG. = *Trypanosoma brucei gambiense*.

TC forest = *Trypanosoma congolense* "type forest".

TC savannah = *Trypanosoma congolense* "type savannah".

T. vivax = *Trypanosoma vivax*.

T. Simiae = *Trypanosoma simiae*.

analysés sur gel d'agarose (NuSieve®) à 4% (en raison de la taille très proche des différents allèles) contenant du bromure d'éthidium. Les autres produits d'amplification ont été analysés sur gel d'agarose à 1,5%. Les gels ont été visualisés sous U.V. (ultraviolet).

Résultats

Sur les 51 animaux examinés par le QBC®, 3 portaient des trypanosomes qui n'ont pu être identifiés. La culture *in vitro* (KIVI) a révélé 20% (7/35) d'animaux porteurs de trypanosomes. Cependant, aucune souche n'a pu être isolée.

Les résultats de la PCR montrent que l'ADN de trypanosomes a été retrouvé chez tous les groupes d'animaux sauvages faisant partie de cette étude (Tableau III).

Les résultats combinés de la PCR montrent que 39% (64/164) d'animaux sauvages étudiés sont porteurs ou bien ont été en contact avec au moins une espèce de trypanosome. Sur les 164 animaux étudiés, 61% (100/164) ont été négatifs avec toutes les amorces utilisées dans cette étude. Dans l'effectif étudié, *Trypanosoma brucei s. l.* est l'espèce la plus présente avec une prévalence de 22% (36/164). Des 36 animaux porteurs de *T. brucei s. l.*, 13 portent la sous-espèce *T. b. gambiense* groupe I. La prévalence de ce dernier dans la population étudiée est de 8% (13/164). En dehors de *T. vivax* qui

possède une prévalence de 11% (18/164) relativement importante, le sous genre *Nannomonas* a une prévalence faible de 6% (10/164) dont 4% (7/164), 1,2% (2/164) et 0,7% (1/164) pour *T. congolense* «type savannah», *T. simiae* et *T. congolense* «type forest» respectivement. Nous avons retrouvé *Trypanosoma simiae* uniquement chez les rongeurs et *Trypanosoma congolense* «type forest» seulement chez les primates. En dehors des reptiles et des édentés, tous les autres groupes d'animaux sauvages sont porteurs de trypanosomes dont *T. brucei gambiense* groupe I pathogène pour l'homme.

Sur 64 animaux infectés par différentes espèces de trypanosomes, près de 56% (36/64) d'infections sont dues à *T. brucei s. l.* dont 20% (13/64) par *T. brucei gambiense* groupe I.

Les rongeurs, les primates et les ongulés sont fortement infectés par *T. brucei s. l.* avec des prévalences respectives de 33% (13/39), 19% (10/54) et 16% (7/45). La prévalence de *T. brucei gambiense* groupe I est élevée chez les rongeurs (13%). Par rapport à ces 3 groupes, 15% (8/54) de primates sont infectés par *T. vivax* contre 8% (3/39) et 7% (3/45) pour les rongeurs et les ongulés respectivement.

Les effectifs des petits carnassiers (11), des édentés (16) et des reptiles (5) sont très faibles. Cependant, deux petits carnassiers (*Genetta servalina* et *Nandinia binotata*) ont été positifs à *T. brucei gambiense* groupe I.

Tableau III.

Résultats de l'identification des différentes espèces de trypanosomes par PCR en fonction des groupes d'animaux.

Groupes d'animaux	Effectif	TB s. l.	TBG	TCF	TCS	TV	TS
		n (%)	n (%)	n (%)	n (%)	n (%)	n (%)
Primates	54	10(19)	3(6)	1(2)	1(2)	8(15)	0(0)
Rongeurs	3	13(33)	5(13)	0(0)	3(8)	3(8)	2(5)
Ongulés	45	7(16)	2(4)	0(0)	2(4)	3(7)	0(0)
Petits carnassiers	11	4(36)	1(27)	0(0)	1(9)	2(18)	0(0)
Édentés	16	2(20)	0(0)	0(0)	0(0)	1(10)	0(0)
Reptiles	5	0(0)	0(0)	0(0)	0(0)	1(20)	0(0)
Total	164	36(22)	13(8)	1(0,6)	7(4,3)	18(11)	2(1,2)

TB s. l. = *Trypanosoma brucei s. l.*

TBG = *Trypanosoma brucei gambiense* groupe I

TCF = *Trypanosoma congolense* "type forest".

TCS = *Trypanosoma congolense* "type savannah".

TV = *Trypanosoma vivax*.

TS = *Trypanosoma simiae*.

n = nombre d'animaux positifs pour chaque couple d'amorces utilisées en PCR.

(%) = pourcentage de PCR positive.

Discussion

Les infections à trypanosomes chez les animaux sauvages d'Afrique de l'Ouest ont été déjà décrites (Kupper *et al.*, 1983; Mehlitz, 1986). Dans cette étude, l'utilisation de trois méthodes de diagnostic (QBC[®], KIVI et PCR) a confirmé la présence de trypanosomes chez différentes espèces d'animaux sauvages comme en Afrique de l'Ouest (Komoin-Oka *et al.*, 1994).

Le QBC[®] qui est l'une des techniques parasitologiques les plus sensibles utilisées en routine sur le terrain n'a permis que l'identification de 6% (3/51) d'animaux porteurs de trypanosomes. Dans cette étude, la faible sensibilité du QBC[®] serait due au temps mis (quelques heures) depuis l'abattage de l'animal jusqu'à la réalisation de l'examen, période susceptible d'abaisser considérablement la sensibilité de la technique (Bailey et Smith, 1992; Ancelle *et al.*, 1997).

La culture *in vitro* a permis de dépister 20% (7/35) d'animaux porteurs de trypanosomes. Des 7 animaux positifs en culture, seulement 2 étaient positifs au QBC[®]. Le KIVI d'un animal positif au QBC[®] a été négatif. Aucune souche n'a pu être isolée après passage du milieu KIVI au milieu de culture Cunningham (Cunningham, 1977).

Après les observations morphologiques aussi bien au QBC[®] que entre lames et lamelles pendant la culture, nous n'avons pas réussi à déterminer les espèces de trypanosomes. Cependant, les parasites du sous genre *Nannomonas* et *Trypanozoon* ont été identifiés au QBC[®].

La PCR est d'un apport indéniable dans la détermination des espèces de trypanosomes tant par sa sensibilité que par sa spécificité. La prévalence globale de 39% révélée par la PCR est largement supérieure aux résultats obtenus avec les examens parasitologiques. La différence s'explique par les contraintes techniques rencontrées lors de cette étude sur les animaux sauvages. De plus, ces animaux porteraient des parasitémies très faibles puisque les travaux antérieurs signalent la mort des animaux sauvages porteurs de très forte parasitémie (Mehlitz, 1986). Les amorces spécifiques utilisées dans ce travail ont confirmé les résultats antérieurs sur la présence de plusieurs espèces de trypanosomes dans la faune sauvage (Mattioli *et al.*, 1990 ;

Guedegbe *et al.*, 1992 ; Claxton *et al.*, 1992).

La variation de la prévalence des différentes espèces de trypanosomes en fonction des espèces animales diffère des résultats trouvés en Côte d'Ivoire par Komoi-Oka *et al.* (1994). Ces auteurs n'ayant pas travaillé sur des petits mammifères, ont trouvé beaucoup d'animaux sauvages porteurs d'antigènes de *T. brucei* et de *T. congolense*. Cependant, notre étude montre une forte prévalence de *T. brucei* s. l. et peu de *T. congolense*. Les trypanosomes de l'espèce *T. congolense* «type savannah» sont plus présents que *T. congolense* «type forest» bien que l'étude ait été effectuée en zone forestière.

Les parasites pathogènes pour l'homme se développeraient facilement chez les rongeurs (13%) tels que l'athérure (*Atherurus africanus*) et le rat de Gambie (*Cricetomys gambianus*). Ce qui confirme les résultats expérimentaux qui montraient que ces rongeurs représentaient de bons modèles expérimentaux. *T. b. gambiense* se développe très bien chez les lémurins (*Thamnomys*, *Praomys*, *Oenomys*, *Lemniscomys*, *Cricetomys*, *Dasymys* et *Galagos*) et les rongeurs sauvages (Frézil et Carnevale, 1976). Le rat de Gambie est très réceptif à *T. b. gambiense* et développe même la forme chronique de la maladie du sommeil (Larivière, 1957 a et b). De plus, Molyneux (1971) a montré que les glossines peuvent pénétrer expérimentalement les terriers et se gorger sur les rats de Gambie. En dehors des rongeurs, *T. b. gambiense* a été aussi retrouvé chez les singes (cercopitèques et cercocèbes) et les ongulés (céphalophes). Ces animaux peuvent de manière expérimentale conserver une infection pendant plusieurs années et par la suite, réinfecter les glossines (Van Hoof, 1947).

Chez près de 54% (21/39) de rongeurs, l'ADN d'au moins une espèce de trypanosomes a été mis en évidence. Cette forte prévalence de différentes espèces de trypanosomes chez les rongeurs confirme les résultats antérieurs sur les préférences trophiques des glossines (Baldry, 1964).

Conclusion

Cette étude sur la prévalence de trypanosomes chez les animaux sauvages du foyer de la maladie du sommeil de Bipindi au Cameroun a fourni des données importantes sur la grande distribution des espèces

de trypanosomes au sein des différentes espèces animales de la faune sauvage. Elle a également montré que plusieurs espèces animales de la faune sauvage peuvent être des réservoirs potentiels de trypanosomes pathogènes pour l'homme. Cependant, une PCR positive ne traduit pas forcément une infection active. Une étude plus exhaustive notamment en augmentant les effectifs de certains groupes d'animaux (reptiles, édentés et petits carnassiers) permettrait de mieux appréhender la prévalence de trypanosomes dans la faune sauvage et de compléter l'étude sur le réservoir sauvage de *T. b. gambiense* par isolement et caractérisation de souches par les techniques isoenzymatiques. Ces résultats doivent être confirmés par une analyse des préférences trophiques des vecteurs et une quantification des contacts homme et réservoir sauvage et permettraient de mieux comprendre les schémas épidémiologiques, le phénomène de résurgence de la maladie du sommeil, la pérennisation et la dispersion de l'endémie.

Références

- Aerts, D., Truc, P., Pepchenier, L., Claes, Y., Le Ray, D. A kit for *in vitro* isolation of trypanosomes in the field : first trial with sleeping sickness patients in Congo Republic. *Trans Roy Soc Trop Med Hyg*, 1992, 86 : 394-5.
- Ancelle, T., Paugam, A., Bourlioux, F., Merad, A., Vigier, J.P. Détection des trypanosomes dans le sang par la technique du Quantitative Buffy Coat (QBC®) : évaluation expérimentale. *Med Trop*, 1997, 57 : 245-8.
- Asonganyi, T., Sede Mbakop, J., Ngu, J.L. Trypanosomiasis in Mbam division (Cameroon). Parasitological and immunodiagnostic examination of the domestic animal population. *Ann Univ Sc Santé*, 1986, 3(3) : 181-9.
- Asonganyi, T., Suh, S., Tetuh, M.D. Prevalence of domestic animal trypanosomiasis in the Fontem sleeping sickness focus, Cameroon. *Rev Elev Med vet Pays Trop*, 1990, 43(1) : 69-74.
- Bailey, J.W., Smith, D.H. the use of acridine orange QBC® technique in the diagnosis of African trypanosomiasis. *Trans Roy Soc Trop Med Hyg*, 1992, 86 : 630.
- Baldry, D.A.T. Observations on a close association between *Glossina tachinoides* and domestic pig near NSUKA, Eastern Nigeria. II Ecology and trypanosomes infection rates of the fly. *Trans Roy Soc Trop Med Hyg*, 1964, 66 : 324-5.
- Berl, S., Carrie, J., Lemasson, J.J. Etude sur l'existence possible d'un réservoir animal dans la THA à *Trypanosoma brucei gambiense*. *Cahier ORSTOM, Serie entomologie médicale et parasitologie*, 1992, 20 : 247-1.
- Claxton, J.R., Faye, J.A., Rawlings, P. Trypanosome infections in warthogs (*Phacochoerus aethiopicus*) in the Gambia *Vet Parasitol*, 1992, 41 : 179-87.
- Cunningham, I. New culture medium for maintenance of tsetse tissues and growth of trypanosomatids. *J Protozool*, 1977, 21 : 325-9.
- Frezil, J.L., Carnevale, P. Le problème du réservoir du virus et du maintien des foyers de la trypanosomiase humaine en Afrique Centrale. *Cah. O.R.S.T.O.M. Sér; Ent. Med. Parasitol*, 1976, 14(4) : 307-13.
- Gibson, W.C., Mehlitz, D., Lanham, S., Godfrey, D.G. The identification of *Trypanosoma brucei gambiense* in Liberian pigs and dogs by isoenzymes and by resistance to human plasma. *Tropenmed. Parasitol*, 1978, 29 : 335-45.
- Guedegbe, B., Verhulst, A., Van meirvenne, N., Pandey, V.S., Doko, A. Indications sérologiques de l'existence d'un réservoir sauvage de *Trypanosoma brucei gambiense* dans la réserve de la biosphère de la Pendjari en République du Bénin. *Ann Soc belge Med Trop*, 1992, 72(2) : 113-20.
- Herder, S., Grébaud, P., Simo, G., Nkinin, W.S., Cuny, G. Etude du complexe *T. brucei s.l.* à l'aide des séquences d'ADN microsatellites. Communication orale. 25ème réunion du conseil scientifique International pour la recherche et la lutte contre les trypanosomoses, 27 septembre - 1er octobre 1999, Mombassa, Kenya.
- Joshua, R.A., Magaji, Y., Kayit, Y.S. Isolation of human serum resistant *Trypanozoon* from cattle in Nigeria. *Tropenmed Parasit*, 1983, 34 : 201-2.
- Komoin-Oka, C., Truc, P., Bengaly, Z., Formenty, P., Duvallet, G., Lauginie, F., Raath, J.P., N'Depo, A.E., Leforban, Y. Etude de la prévalence des infections à trypanosomes chez différentes espèces d'animaux sauvages du parc national de la Comoé en Côte d'Ivoire : Résultats préliminaires sur la comparaison de trois méthodes de diagnostic. *Rev Elev Med Vét Pays Trop*, 1994, 47(2) : 189-94.
- Kupper, W., Wolters, M., Tscharf, I. Observations on kob antelope (*Kobus kob*) in Northern Ivory Coast and their epizootiological role in trypanosomiasis transmission. *Z angew Zool*, 1983, 70 : 227-83.
- Larivière, M. Réceptivité du *Cricetomys gambianus* (Rat de Gambie) au *Trypanosoma gambiense*. *Cr Soc Biol*, 1957a, 151 : 1349.
- Larivière, M. Etude de l'infection expérimentale à *Trypanosoma gambiense* du *Cricetomys gambianus*. *Bull Méd de l'A.O.F*, 1957b, 2 : 122-5.
- Majiwa, P.A.O., Maina, M., Waitumbi, J.N., Mihok, S., Zweygarth, E. *Trypanosoma (Nanomonas) congolense* : molecular characterization of a new genotype from Tsavo, Kenya. *Parasitology*, 1993, 108 : 313-22.
- Masiga, D.K., Smith, J.A., Hayes, P., Bromidge, J.T., Gibson, W.C. Sensitive detection of trypanosomes in tsetse flies by DNA amplification. *Int J Parasitol*, 1992, 22 : 909-918.
- Mattioli, R.C., Jean, O., Belem, A.M.G. Incidence de la trypanosomose sur la faune sauvage d'un ranch de gibier au Burkina Faso. *Rev Elev Med Vét Pays Trop*, 1990, 44 : 165-8.
- Mattioli, R.C. Fréquence des trypanosomes dans les populations de glossines du ranch de gibier de Nazinga (Burkina Faso). *Rev Elev Méd Vét Pays Trop*, 1991, 44(2) : 165-8.

- McNamara, J.J, Mohammed, G, Gibson, W.C. *Trypanosoma (Nanomonas) godfreyi* sp. nov. from tsetse flies in the Gambia : biological and biochemical characterization. *Parasitology*, 1994, 109 : 497-509.
- Mehlitz, D, Zillmann, U, Scott, C.M, Godfrey, D.G. Epidemiological studies on the animal reservoir of gambiense sleeping sickness. 3 : Characterization of *Trypanozoon* stocks by isoenzymes and sensitivity to human serum. *Tropenmed Parasitol*, 1982, 33 : 113-8.
- Mehlitz, D. Le réservoir animal de la maladie du sommeil à *Trypanosoma brucei gambiense*. *Etudes et synthèses de l'I.E.M.V.T.*, Ed. Deutsche Gesellschaft für Technische Zusammenarbeit (GTZ), Eschborn, RFA, 1986, 18 : 156 pages.
- Moloo, S.K, Asonganyi, T, Jenni, L. Cyclical development of *Trypanosoma brucei gambiense* from cattle and goats in *Glossina*. *Acta trop*, 1986, 43 : 407-8.
- Molyneux, F. Observations on naturally occurring mammals as reservoir hosts of *Trypanosoma brucei gambiense*. *ISCTR 13th Meeting Lagos*, 1971, 81-4.
- Molyneux, F. Animal reservoirs and residual foci of *Trypanosoma brucei gambiense* sleeping sickness in West Africa. *Insect Sci Appl*, 1980, 1 : 59-63.
- Moser, D.R, Cook, G.A, Ochs, D.E, Bailey, C.P, McKane, M.R, Donelson, J.E. Detection of *Trypanosoma congolense* and *Trypanosoma brucei* subspecies by DNA amplification using the polymerase chain reaction. *Parasitology*, 1989, 99 : 57-66.
- Nkinin, S.W, Njiokou, F, Grébaud, P, Penchenier, L, Bureau, P, Simo, G, Herder, S. Isoenzyme characterization of *Trypanosoma brucei s.l.* stocks from different foci in the Central African Region. *Bull liais doc OCEAC*, 1999, 32(1) : 9-16.
- Noireau, F, Gouteux, J.P, Toudic, A, Samba, F, Frezil, J.L. Importance épidémiologique du réservoir animal à *Trypanosoma brucei gambiense* au Congo. 1. Prévalence des trypanosomoses animales dans les foyers de la maladie du sommeil. *Tropenmed. Parasit*, 1986, 37 : 393-8.
- Organisation mondiale de la santé (O.M.S.). Trypanosomiase humaine africaine. Rapport annuel O.M.S., 1996.
- Penchenier, L, Dumas, V, Grébaud, P, Reifemberg, J.M, Cuny, G. Improvement of blood and fly gut processing for diagnosis of Trypanosomiasis. *Parasite*, 1996, 4 : 387-9.
- Scott, C.M, Frezil, J.L, Toudic, A, Godfrey, D.G. The sheep as a potential reservoir of human trypanosomiasis in the Republic of Congo. *Trans Roy Soc Trop Med Hyg*, 1983, 77 : 397-401.
- Truc, P, Jamonneau, V, Cuny, G, Frezil, J.L. Use of polymerase chain reaction in Human African Trypanosomiasis stage determination and follow-up. *Bull WHO*, 1999, 77(9) : 745-8.
- Van Hoof, L.M.J.J. Observations on trypanosomiasis in the Belgian Congo. *Trans Roy Soc Trop Med Hyg*, 1947, 40 : 728-61.
- Zillmann, D, Mehlitz, D, Sachs, R. Identity of *Trypanozoon* stocks isolated from man and domestic animal in Liberia. *Tropenmed Parasit*, 1984, 35 : 105-8.



Organisation de Coordination pour la lutte
contre les Endémies en Afrique Centrale

Le Bulletin

de liaison et de documentation
de l'OCEAC

Sommaire

- La vie de l'OCEAC

- Articles originaux :

Etude de la orévalence des infections à trypanosomes chez les animaux sauvages du foyer de la maladie du sommeil de Bipindi, Cameroun - Simo *et al.*

Aspects épidémiologiques d'un foyer de maladie du sommeil mal connu : le foyer de Bipindi au Cameroun - Grébaut *et al.*

Anopheles hancocki, vecteur secondaire du paludisme au Cameroun - Fontenille *et al.*

Tuberculose pulmonaire et VIH au Centre de Promotion de la Santé de Tokombere au Nord Cameroun - Mortreux.

Cataracte congénitale : aspects épidémiologiques et thérapeutiques à l'Hôpital Général de Douala - Bella Hiag *et al.*

Evaluation of a 10 year breast cancer campaign in Cameroon - Bejanga *et al.*

Kaposi's sarcoma (KS) : analysis of 230 cases seen in Yaounde, Cameroon - Bejanga *et al.*

Comparaison des prix publics des médicaments au Cameroun - Commeyras.

- Informations générales

- Revue bibliographique

