

# Université Cheikh Anta Diop de Dakar

Faculté des Sciences et Techniques



THÈSE

Présentée par

**Mariama SENE**

pour obtenir le grade de

**Docteur de Troisième Cycle de Biologie  
Animale**

**Etude de la Schistosomiase  
intestinale à *Schistosoma mansoni*  
chez les Rongeurs sauvages à  
Richard-Toll (Sénégal) : *suivi de  
l'infestation naturelle et transmission  
expérimentale***

soutenue le 11 mars 1994 devant la commission d'examen :

Président :	Mr.	<b>Bhen Sikina</b>	<b>TOGUEBAYE</b>
Membres :	MM	<b>Jean Marc Ousmane Bernard Bertrand Jean</b>	<b>DUPLANTIER FAYE MARCHAND SELLIN TROUILLET</b>

## **Dédicace**

*Je dédie ce travail à mes parents qui se sont chargés des tâches les plus difficiles. Veuillez trouver ici le fruit de vos énormes sacrifices et le témoignage d'un amour profond.*

*A ma sœur chérie Adjé Bousso*

J'associe à ces remerciements tous les étudiants du laboratoire "Eau et Santé" notamment Malick DIOUF pour sa disponibilité, Aminata NIANG et André KONE.

J'exprime ma reconnaissance à mes aînés du Département de Biologie Animale en particulier Cheikh Tidiane BA pour sa disponibilité et ces conseils judicieux, Karamakho DIARRA, Jacques DIOUF et Jacques Ngor FAYE.

Je remercie tous les techniciens du Département de Biologie Animale en particulier Michel SARR.

Mes remerciements vont à tous mes amis qui m'ont soutenue moralement et encouragée ; particulièrement TITI, Ousmane FAYE qui m'a beaucoup aidé dans mes recherches bibliographiques, Mansour KANDJI, DOYEN et Alpha SY.

Enfin je remercie mes frères et sœurs en particulier Magatte SENE qui a bien voulu discuté avec moi de la statistique et Pape Demba SENE pour sa disponibilité. Vous n'avez ménagé aucun effort pour la réalisation de mes travaux. Vous m'avez soutenue et encouragée pendant les moments les plus difficiles. Tous mes remerciements affectueux pour votre soutien indéfectible.

La présente étude a bénéficié du soutien financier :

- du programme spécial PNUD/ Banque mondiale/ OMS de recherche et de formation concernant les maladies tropicales ;
- de l'ORSTOM dans le cadre du Gand programme "Eau et Santé dans les contextes du Développement" ;
- du programme ESPOIR (European Special Programm for Operational and Integrated Research).

## Avant-Propos

Ce travail a été réalisé au laboratoire "Eau et Santé" de l'Institut Français de Recherche Scientifique pour le développement en coopération (ORSTOM) et au laboratoire de Parasitologie du Département de Biologie Animale de la Faculté des Sciences de l'Université Cheikh Anta DIOP de Dakar, sous la direction du Docteur Jean Marc DUPLANTIER et du Professeur Bernard MARCHAND.

J'exprime ma gratitude à Monsieur Phillipe MATHIEU (Représentant de l'ORSTOM au Sénégal) pour tout l'intérêt qu'il porte à mes travaux et tous ses efforts pour la mise en œuvre d'une véritable politique de partenariat.

Je voudrais sincèrement remercier Monsieur Jean Pierre HERVE (Directeur de recherches, Chef du laboratoire "Eau et Santé"). Vous m'avez accueillie dans votre laboratoire et facilité mon intégration dans votre équipe. Vous avez mis à ma disposition, avec beaucoup de générosité, tous vos moyens matériels. Vos conseils et encouragements témoignent l'intérêt que vous avez porté à ce travail. Veuillez trouver ici le témoignage de ma profonde et sincère reconnaissance.

Les mots ne sauront exprimer ma reconnaissance à Monsieur Bernard MARCHAND (Professeur à l'Université Paris VI). L'amour du travail bien fait et la rigueur scientifique que vous avez inculqués à tous vos étudiants m'ont été d'un grand apport dans la réalisation de ces travaux. Le fait que je sois à l'ORSTOM ne nous a pas éloigné. Vous avez suivi mes travaux avec beaucoup d'intérêt. Vos conseils et suggestions féconds m'ont été précieux. C'est l'occasion pour moi de vous exprimer toute mon admiration.

Monsieur Jean Marc DUPLANTIER (Charge de recherches à l'ORSTOM). C'est toujours avec bonne humeur que vous avez suivi, pas à pas, mes travaux. Vous avez su, par votre disponibilité et votre compétence, me faire bénéficier de vos connaissances en Rodentologie. Par votre pédagogie et votre sympathie, vous m'avez fait oublier combien le travail de terrain est difficile et appris à l'aimer. Je profite de cette occasion pour vous réitérer mon entière reconnaissance et vous remercie de l'accueil chaleureux que vous m'avez réservé lors de mon séjour à Montpellier.

Je tiens à remercier Monsieur Bhen Sikina TOGUEBAYE (Chef du Département de Biologie Animale). Vous me faites un grand honneur en acceptant de présider ce jury. Je vous exprime toute ma gratitude.

J'exprime une profonde gratitude à Monsieur Jean TROUILLER (Professeur au Département de Biologie Animale). Je suis honorée de vous compter parmi les membres de mon jury. Toutes mes considérations.

C'est un grand honneur de compter Monsieur Bertrand SELLIN (Directeur de recherches à l'ORSTOM) parmi les membres de mon jury. Vous avez bien voulu vous déplacer jusqu'à Dakar en dépit de toutes vos occupations. Je vous remercie sincèrement et soyez assuré de ma profonde reconnaissance.

Je voudrais également remercier Monsieur Ousmane FAYE (Maître Assistant au Département de Biologie Animale) d'avoir accepté de juger ce travail. Soyez assuré de ma reconnaissance.

Je suis redevable envers Monsieur Georges HEBRARD (Ingénieur d'études, ORSTOM). Vous n'avez ménagé aucun effort pour la réussite de ce travail. Votre disponibilité, votre rigueur dans la gestion du matériel et votre sens de l'organisation ont largement contribué à la réalisation de ce travail. Soyez sincèrement remercié.

Je remercie également Monsieur Pascal HANDSCHUMACHER (Chargé de recherches à l'ORSTOM). Vos conseils et suggestions m'ont été d'une grande utilité.

Je tiens à remercier Monsieur Gaston PICHON pour sa disponibilité et l'aide inestimable qu'il m'a apportée.

Mes remerciements vont aux techniciens du laboratoire "Eau et Santé" particulièrement Kalidou BA et l'infatigable Oumar NIANG qui ont largement contribué à la réalisation de mes travaux sur le terrain.

## SOMMAIRE

<b>INTRODUCTION GENERALE</b>	<b>1</b>
<b>PREMIERE PARTIE : LA SCHISTOSOMOSE INTESTINALE CHEZ LES RONGEURS SAUVAGES A RICHARD-TOLL</b>	
INTRODUCTION	9
DESCRIPTION DU MILIEU	9
MATERIEL ET METHODES	10
Matériel et méthode de piégeage	10
Méthodes de récupération des schistosomes	10
RESULTATS	12
Prévalence	27
Charge parasitaire	
Densité et distribution parasitaires	40
DISCUSSION	46
CONCLUSION	50
<b>DEUXIEME PARTIE : SUSCEPTIBILITE DE QUATRE ESPECES DE RONGEURS A L'INFESTATION PAR <i>SCHISTOSOMA MANSONI</i></b>	
INTRODUCTION	52
MATERIEL ET METHODES	52
Matériel	52
Méthodes	53

RESULTATS	55
<i>Arvicanthis niloticus</i>	55
Taux de réussite de l'infestation	55
Fécondité des femelles de <i>Schistosoma mansoni</i>	56
Cycle de développement de <i>Schistosoma mansoni</i>	60
<i>Mastomys huberti</i>	60
Taux de réussite de l'infestation	60
Fécondité des femelles de <i>Schistosoma mansoni</i>	62
Cycle de développement de <i>Schistosoma mansoni</i>	64
<i>Mastomys erythroleucus</i>	67
Taux de réussite de l'infestation	67
Fécondité des femelles de <i>Schistosoma mansoni</i>	67
Cycle de développement de <i>Schistosoma mansoni</i>	68
<i>Mus musculus</i>	72
Taux de réussite de l'infestation	72
Fécondité des femelles de <i>Schistosoma mansoni</i>	72
Cycle de développement de <i>Schistosoma mansoni</i>	73
DISCUSSION	77
CONCLUSION	82
CONCLUSION GENERALE	84
BIBLIOGRAPHIE	86

# **INTRODUCTION GENERALE**



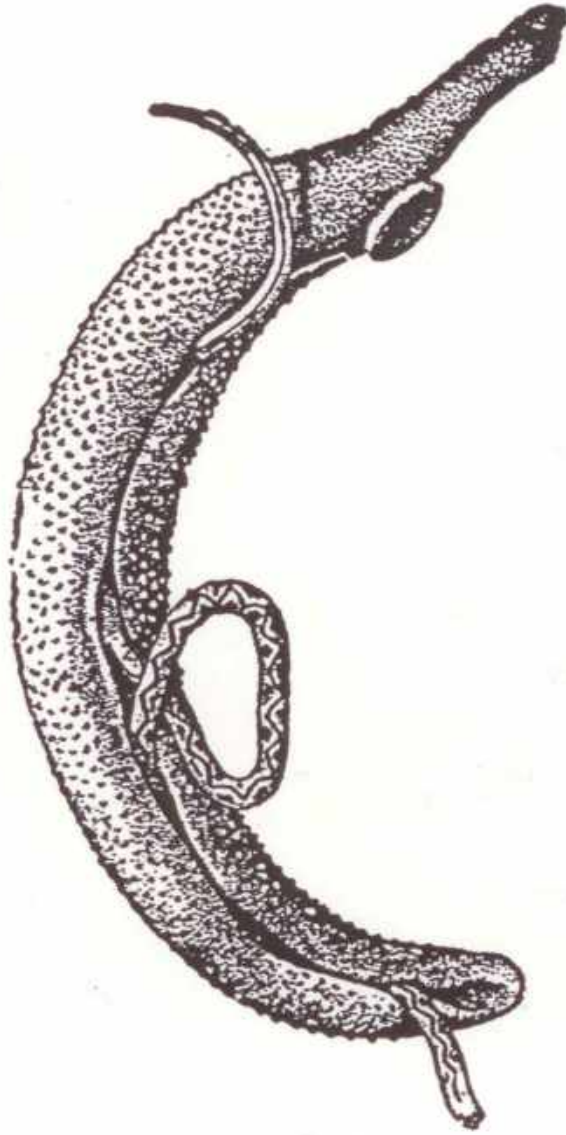
La Schistosomose humaine est l'une des maladies parasitaires les plus répandues dans le monde. On estime qu'environ 200 millions d'hommes répartis dans 74 pays souffrent de Schistosomose et que 500 à 600 millions de personnes sont exposées à cette maladie du fait de la pauvreté, de l'ignorance, de la médiocrité du logement, d'une mauvaise hygiène et de la rareté d'installations sanitaires (DOUMENGE *et al*, 1987).

Elle occupe la deuxième position, sur le plan socio-économique et du point de vue de la santé publique dans les régions tropicales et subtropicales, après le paludisme. DOUMENGE *et al*. (1987) classaient la Schistosomose, en tant que risque professionnel dans les zones rurales des pays en voie de développement, au premier rang en ce qui concerne la prévalence parmi les maladies à transmission hydrique.

La Schistosomose intestinale est provoquée par *S. mansoni* Sambon, 1907. Ce parasite appartient à l'embranchement des Plathelminthes, à la classe des Trematoda, à la sous-classe des Digenea, au super-ordre des Anepitheliocystidia, à l'ordre des Strigeatoida et à la famille des Schistosomatidae. Cette dernière ne regroupant que des parasites de l'appareil circulatoire.

*S. mansoni* est gonochorique et caractérisé par un dimorphisme sexuel très net. Le mâle est court, trapu, et possède une gouttière ventrale appelée canal gynécophore dans laquelle loge la femelle. Cette dernière, étant plus longue que le mâle se replie sur elle même et forme des boucles qui sortent du canal gynécophore (Figure 1).

Comme chez tous les digènes, le cycle de développement de *S. mansoni* (Figure 2) est hétéroxène. Il fait intervenir comme hôte intermédiaire un mollusque gastéropode dulçaquicole appartenant à la sous-classe des Pulmonata et à la famille des Planorbidae. Les œufs sont éliminés dans le milieu extérieur avec les selles. Les miracidia éclosent dans l'eau et nagent librement à la recherche d'un hôte intermédiaire dans lequel ils pénètrent activement. Au Sénégal l'hôte intermédiaire est *Biomphalaria pfeifferi*. Dans le mollusque, les miracidia se transforment en sporocystes de premier ordre qui donnent naissance à une nouvelle génération de sporocystes dits de deuxième ordre. Ces derniers se développent dans la glande digestive du mollusque et donnent naissance, à leur tour, à des furcocercaires infestantes pour l'Homme. Les furcocercaires libérées



**Figure 1** : Couple de *Schistosoma mansoni* in BRUMPT (1949)

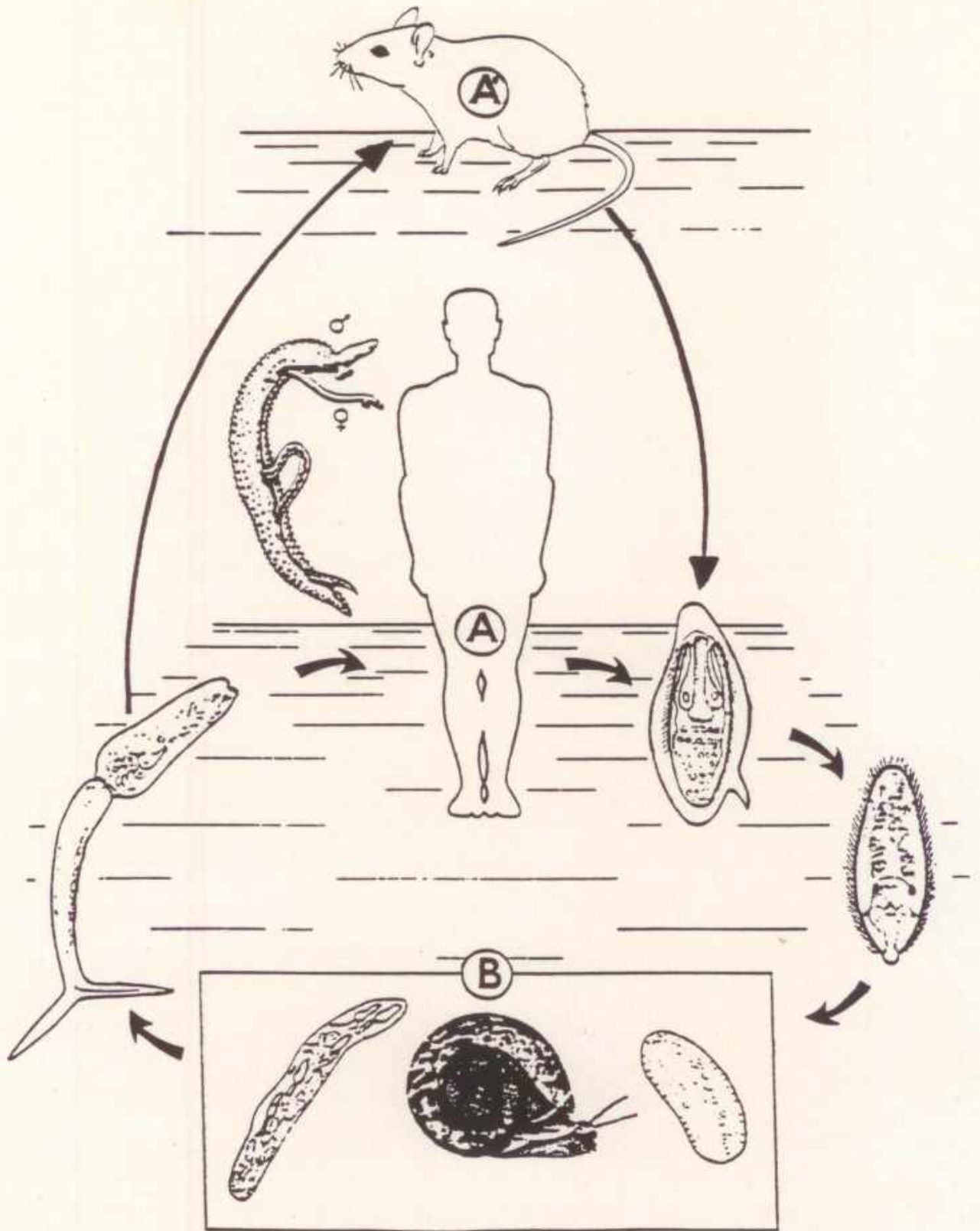


Figure 2 : Cycle de développement de *Schistosoma mansoni* (modifié d'après Piekarski, 1963) : A et A' = hôtes définitifs, B = hôte intermédiaire

traversent la peau de l'Homme, se transforment en schistosomules, puis migrent à travers la circulation sanguine jusqu'au système porte intrahépatique où elles deviennent adultes. Ceux - ci continuent leur migration jusqu'aux veines mésentériques inférieures où les femelles pondent leurs œufs.

La Schistosomose intestinale à *S. mansoni* se rencontre dans les Caraïbes, dans la péninsule Arabique et en Afrique où elle ne présente pas la même distribution géographique que la Schistosomose urinaire (Figure 3).

En Afrique de l'Ouest, SELLIN et BOUDIN (1981) avaient fixé la limite nord de la présence de cette maladie au 12<sup>ème</sup> parallèle nord. Au Sénégal, la zone d'extension de *S. mansoni*, se limitait aux zones soudano-guinéenne et soudano-sahélienne. DESCHIENS (1951) mentionnait l'existence de foyers actifs de Schistosomose intestinale, en Haute Casamance, dans la Région de Kolda et en Basse Casamance dans les marigots et rizières du Département de Bignona. LARIVIÈRE *et al.* (1958) découvrent un foyer de Schistosomose intestinale dans quatre villages (Diohine, Niakhar, Ngayokhème et Toukar) du cercle de Fatick. LARIVIÈRE *et al.* (1960) étudient le foyer de Fandène-Saint-Marcel situé à cinq kilomètres de la ville de Thiès. LARIVIÈRE *et al.* (1964) confirment la permanence de foyers dans la Région de Kolda dans les villages de Saré-Paté-Baïlo et de Marvata ; ils localisent un nouveau foyer dans les villages de Salémata et de Gandjiri situés dans le Département de Kédougou.

A la fin des années 80, un nouveau foyer a été découvert, de façon surprenante, à Richard-Toll. Les premiers cas de Schistosomose intestinale ont été observés par TALLA *et al.* (1990) en janvier 1988. Par la suite de nombreux cas ont été mentionnés. La prévalence est passée de 0,8 % pendant la période janvier-mars 1988 à 15,5 % pendant la période janvier-mars 1989 puis a atteint 71,5 % pendant la période octobre-décembre 1989.

Initialement, l'Homme était considéré comme le seul hôte définitif de *S. mansoni*.

CAMERON (1928) fut le premier à observer la présence de *S. mansoni* chez *Cercopithecus sabæus* (singe vert).

La présence de *S. mansoni* chez les Rongeurs a été mentionnée, pour la première fois, par KUNTZ (1952) en Afrique, AMORIN (1953) et puis par

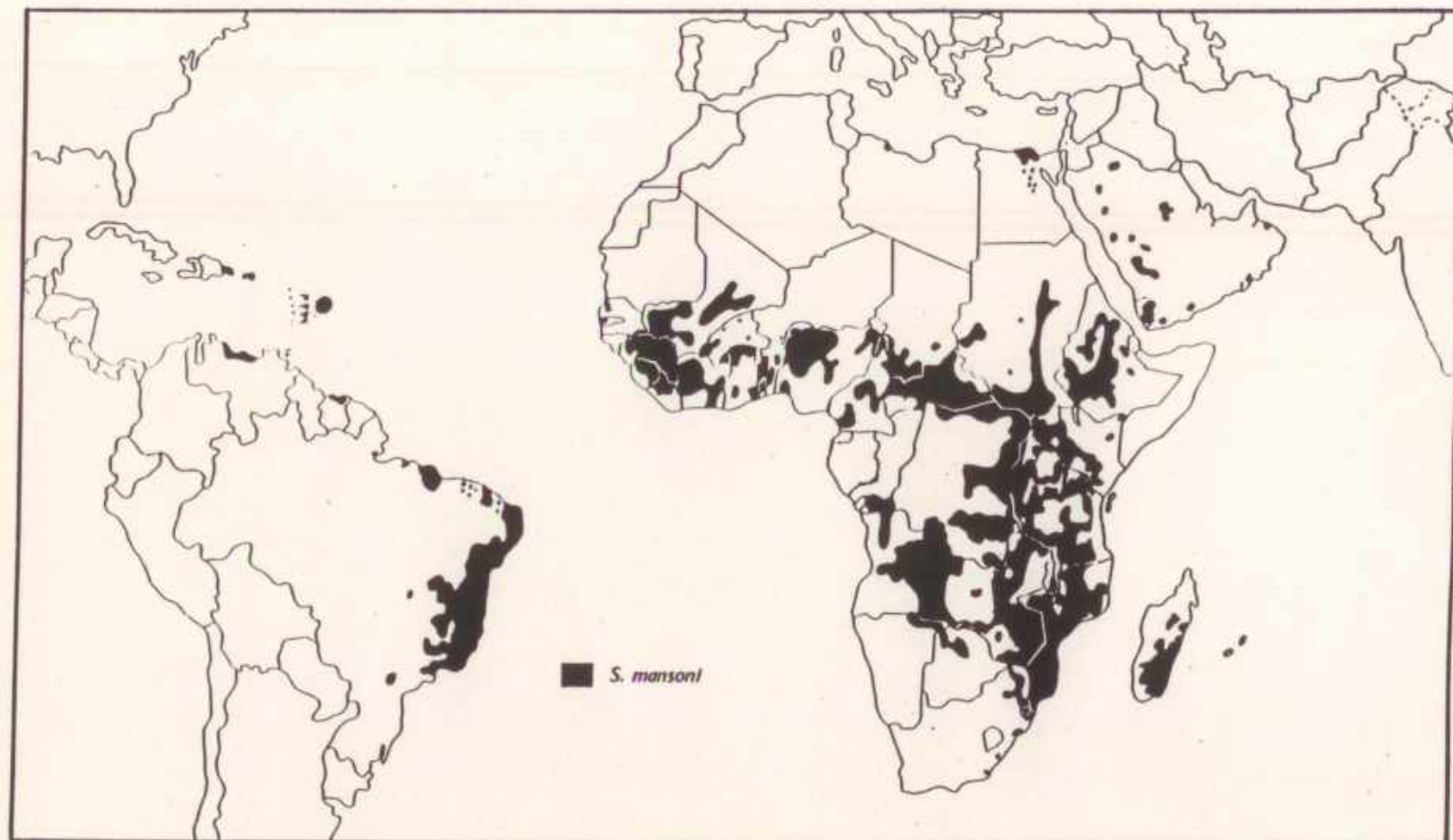


Figure 3 : Distribution mondiale de la Schistosomiase intestinale due à *Schistosoma mansoni* (d'après DOUMENGE et al., 1987)

BARBOSA *et al.* (1953) en Amérique du sud (*in* DUPLANTIER, 1991). SCHWETZ (1953) découvre, au Congo Belge, chez *Dasymys bentleyae*, *Mastomys coucha* et *Lophuromys aquila* une autre espèce du genre *Schistosoma*, dont les œufs ont un éperon latéral, mais sont morphologiquement différents de ceux de *S. mansoni*. Il la nomma *S. mansoni var. rodentorum*. En 1956, SCHWETZ observe la même espèce de schistosome chez d'autres Rongeurs Muridae (*Pelomys fallax* et *Rattus rattus*). PITCHFORD (1959) trouve des œufs indiscernables, de ceux de *S. mansoni* chez *Mastomys* sp et *Otomys* sp. LARIVIÈRE *et al.* (1960) ont trouvé à Fandène-Saint-Marcel (foyer de Schistosomose à *S. mansoni*. connu au Sénégal) dans un élevage, des porcs naturellement infestés et qui excrétaient des œufs de *S. mansoni*. PITCHFORD & VISSER (1962) ont capturé, le long de canaux d'irrigation, dans l'est du Transvaal (Afrique du Sud), des *Mastomys natalensis* infestés par *S. mansoni*. Le cas de *Tatera leucogaster* naturellement infesté leur a semblé étrange car ce genre vit habituellement dans les zones sèches. BARBOSA (1972) a observé, au Brésil, des prévalences d'infestation par *S. mansoni* allant de 3 à 16,6 % selon l'espèce de Rongeur. MANSOUR (1973) mentionne une double infestation à *S. mansoni* et *S. hæmatobium* chez *Arvicanthis niloticus*. COMBES *et al.* (1975) ont capturé, en Guadeloupe, des *R. rattus* et *R. norvegicus* intensément parasités par *S. mansoni*. MANSOUR (1978) a observé, en Egypte, une prévalence d'infestation par *S. mansoni* de 7,7 % chez *A. niloticus* et de 3,7 % chez *R. rattus*. KAWASHIMA *et al.* (1978) ont capturé, en Afrique de l'est (Kenya), des *Pelomys* sp. naturellement infestés par *S. mansoni*. Ils ont observé des prévalences de 25 % à 43,9 %, selon les localités. Cette espèce excrète des œufs viables (dont les larves sont infestantes pour l'hôte intermédiaire). DIAS *et al.* (1978) ont observé, dans l'état de Sao-Paulo, des Rongeurs naturellement infestés par *S. mansoni*. Ils ont relevé des prévalences : de 9,1% chez *Oryzomys nigripes eleverus* et *Zygodontomys brachynis*, de 34,1% chez *Cavia aperea*, de 49,2 chez *Holochilus brasiliensis leucogaster* et de 100% chez *Nectomys squamipes squamipes*. KAROUM & AMIN (1985) ont observé, dans des systèmes d'irrigation au Soudan, des prévalences de *S. mansoni* de 4,9 % chez *A. niloticus*. DUPLANTIER *et al* (1992) ont trouvé, pour la première fois en 1990 à Richard-Toll, des Rongeurs Muridae (*A. niloticus* et *Mastomys huberti*) naturellement infestés par *S. mansoni* (Figures 4 a,b).



A



B

Figure 4 : *Arvicanthis niloticus* (A) et *Mastomys huberti* (B)

*A. niloticus* appelé aussi rat roussard est le seul petit Rongeur diurne du Sénégal. Il a un pelage chiné, brun et jaune et une bande dorsale médiane sombre. Il fait des nids d'herbes coupées dans les touffes de végétation, les bordures de champ, les arbustes ou occupe éventuellement des terriers désaffectés de *Mastomys* sp. *M. huberti*, un des rats à mamelles multiples, a un pelage dorsal uni, gris à noir, s'éclaircissant sur le ventre. Il est nocturne et vit dans les zones humides cultivées ou non. Ces deux Rongeurs naturellement infestés constituent-ils une impasse parasitaire ? Ou sont-ils, au Sénégal, de véritables réservoirs de *S. mansoni* ? Pour tenter de répondre à ces questions nous avons entrepris d'étudier la Schistosomose intestinale à *S. mansoni* chez les Rongeurs à Richard-Toll. Mais, si nous nous référons à la définition de réservoir donnée par BRUMPT (1949) "*sont appelés réservoirs les animaux chez lesquels les parasites peuvent devenir adultes et produire des œufs, des kystes ou atteindre des états, visibles ou non, susceptibles d'assurer le passage, direct ou indirect, dans des conditions naturelles, d'un hôte à un autre*" nous ne pouvons pas nous limiter à l'étude, sur le terrain, de la Schistosomose intestinale mais devons l'associer à une étude expérimentale.

De ce fait, dans un premier temps, nous avons étudié la Schistosomose intestinale chez les Rongeurs naturellement infestés à Richard-Toll, c'est-à-dire les paramètres de l'infestation ainsi que les facteurs intrinsèques aux Rongeurs et qui peuvent faire varier leur degré d'infestation. Dans un second temps nous avons testé expérimentalement la susceptibilité des Rongeurs à l'infestation par *S. mansoni*.



**Première Partie :**

**LA SCHISTOSOMOSE  
INTESTINALE  
CHEZ LES RONGEURS  
SAUVAGES  
A RICHARD-TOLL**

## INTRODUCTION

Une enquête systématique a été menée à Richard-Toll chez des petits Mammifères (cinq espèces de Rongeurs : *Arvicanthis niloticus*, *Mastomys huberti*, *Mus musculus*, *Taterillus* sp., *Xerus erythropus* et une espèce d'insectivore *Crocidura* sp.). Parmi les animaux examinés seules les deux espèces, *A. niloticus* et *M. huberti*, ont été trouvées naturellement infestées par *S. mansoni*.

Dès lors, nous avons envisagé d'étudier la prévalence d'infestation par *S. mansoni*, la charge, la densité parasites et la distribution des parasites chez ces deux espèces de Rongeurs.

## DESCRIPTION DU MILIEU

La commune de Richard-Toll est située, au nord du Sénégal (16° 27' N, 15° 42' W), sur la rive gauche du fleuve Sénégal.

Le climat de type sahélien est caractérisé par une longue saison sèche (9 mois) et une courte saison pluvieuse (3 mois).

Le réseau hydrographique est très dense. Il est constitué par le fleuve Sénégal qui présente chaque année une période de crue et une de décrue. Le fleuve longe toute la ville de Richard-Toll et communique par le canal de la Taouey avec le lac de Guiers qu'il alimente lors de ses crues. Les canaux d'irrigation de la Compagnie Sucrière Sénégalaise (CSS) communiquent avec le fleuve et le lac.

Le fleuve Sénégal est en crue pendant la saison pluvieuse, généralement pendant les mois de juillet et août. La décrue s'amorce dès que les pluies diminuent sur le haut bassin. A partir de décembre - janvier, les eaux marines remontent dans le lit du Sénégal dont le fond se trouve nettement en dessous du niveau de l'océan dans la basse vallée. Elles remontaient jusqu'à Richard-Toll, voire Dagana et entraînaient une augmentation de la salinité des eaux en saison sèche. C'est pour parer à cette remontée d'eau salée et permettre le développement de la culture irriguée que le barrage anti-sel de Diama a été construit puis mis en service en 1986. Ce barrage, en empêchant la remontée de l'eau salée, permet la création d'un biotope favorable au développement des mollusques hôtes intermédiaires des schistosomes.

Richard-Toll est une ville à vocation agricole. De nombreux aménagements hydro-agricoles y ont été faits pour permettre le développement de la culture irriguée. Les cultivateurs font de la riziculture de juillet à décembre et du maraîchage pendant le reste de l'année. Richard-Toll abrite la plus grande industrie agro-alimentaire du Sénégal, la Compagnie Sucrière Sénégalaise (CSS) installée en 1971. La CSS exploite 7 000 hectares dont 6 500 en canne à sucre et emploie environ 6 000 personnes parmi lesquelles environ 3 000 temporaires venant de toutes les régions du Sénégal (HANDSHUMACHER *et al.*, 1990).

Tous ces projets de développement font de Richard-Toll une ville à forte croissance démographique. La population est passée de 3 000 habitants en 1956, à 13 000 en 1971 puis à 29 611 en 1988 (HANDSHUMACHER *et al.*, 1990). Actuellement, la population de Richard-Toll est estimée à environ 50 000 habitants.

## MATERIEL ET METHODES

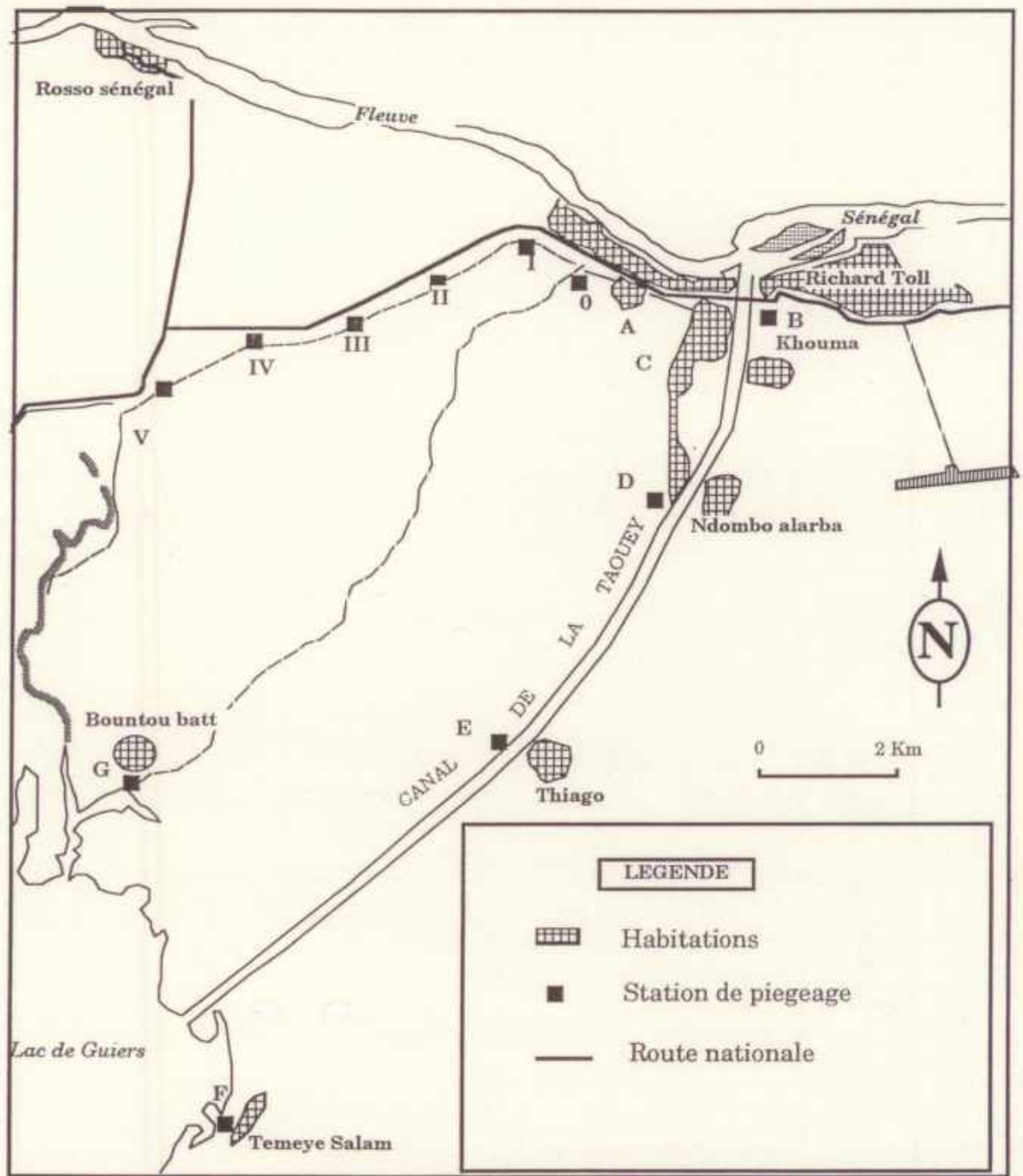
### Matériel et Méthode de piégeage

Les pièges utilisés sont de types Firobind et Manufrance. Ils sont posés en fin d'après midi, tous les 10 mètres, en lignes de 10 à 20 pièges et appâtés avec de la pâte d'arachide. Le lendemain matin, l'espèce et le sexe des Rongeurs capturés sont identifiés sur place. Les animaux sont ensuite numérotés avant d'être ramenés au laboratoire où ils seront autopsiés. La durée du piégeage, pour chaque station, est de deux à trois nuits selon l'abondance des Rongeurs.

Onze stations réparties selon deux lignes brisées ont été sélectionnées selon la proximité ou l'éloignement des habitations humaines : une première ligne (0 à V) à partir de Richard-Toll en direction du croisement Saint-Louis/Rosso et une deuxième (A à G) de part et d'autre du canal de la Taouey. Ces différentes stations sont localisées sur la figure 5. Les stations I à V sont espacées de 2 en 2 km.

### Méthode de récupération des schistosomes

Les animaux ramenés au laboratoire sont pesés puis tués par injection intrapéritonéale de pentobarbital sodique à raison de 0,5 ml pour les animaux



**Figure 5 :** Localisation des stations de piégeage autour de Richard-Toll ; 0 à V : Ligne brisée I de piégeage ; A à G : Ligne brisée II de piégeage, A = casier de cannes à sucre, B = vergers entre Khouma et Tiabakh, C = vergers du quartier campement, D = Ndomba-Alarba, E = Thiago, F = Temeye-Salam et G = Bountou Batt.

de moins de 60 g et de 1 ml pour ceux dont le poids dépasse 60 g. La récupération des schistosomes se fait par perfusion. La méthode utilisée est celle mise au point par DUWALL & DEWITT (1967).

L'abdomen et le thorax de l'animal sont mouillés avec de l'éthanol 70° puis incisés afin de dégager tous les viscères. L'animal est ensuite installé sur une cuvette, suspendu par les pattes avant et arrière gauches. La veine porte est coupée et aussitôt après le liquide de perfusion (une solution de citrate de sodium 7,5 g/l et de chlorure de sodium 8,5 g/l) est injecté par le ventricule gauche à l'aide d'une pompe péristaltique. Le liquide de perfusion passe par l'aorte et emprunte simultanément les veines, le réseau capillaire mésentérique et l'artère hépatique. Il chasse les schistosomes encore présents dans les veines mésentériques jusqu'à l'incision portale et lave le foie entraînant avec lui les schistosomes qui tombent dans un Bécher placé sous l'animal. L'animal est perfusé jusqu'à la décoloration complète du foie.

Les viscères sont ensuite rincés à l'eau physiologique. Le liquide de perfusion mélangé avec du sang est filtré à travers un tissu en polyamide dont le diamètre des mailles est de 0,5 mm. Le filtre est aussitôt lavé au dessus d'un Bécher avec du sérum physiologique à l'aide d'une pissette puis les schistosomes sont prélevés avec un pinceau. Après perfusion, le foie et les poumons sont dilacérés pour récupérer les schistosomes qui y sont éventuellement piégés.

Il faut aussi noter que le foie et les fèces des individus infestés par des vers adultes sont observés entre lame et lamelle au microscope photonique pour voir s'ils contiennent ou non des œufs de schistosome.

## RESULTATS

### Prévalence

La prévalence est définie comme étant le rapport du nombre d'hôtes d'une espèce donnée, infestés par une espèce de parasite donnée, sur le nombre total d'hôtes examinés. Elle est exprimée en pourcentage.

Au cours de cette étude nous avons étudié la prévalence selon l'espèce hôte, le sexe et l'âge des Rongeurs et les stations de piégeage. Son évolution dans le temps a également été étudiée.

## Selon l'espèce hôte

De juillet 90 à juillet 93 nous avons examinés 2 299 petits Mammifères dont 116 ont été trouvés porteurs de *S. mansoni* adultes soit une prévalence globale de 5 %. Les résultats sont rassemblés dans le tableau I.

Espèce de Rongeurs	Nombre de Rongeurs		Prévalence (%)
	examinés	positifs	
<i>Arvicanthis niloticus</i>	1 387	77	5,5
<i>Mastomys huberti</i>	861	39	4,5
<i>Mus musculus</i>	18	0	0
<i>Taterillus</i> sp.	13	0	0
<i>Xerus erythropus</i>	1	0	0
<i>Crocidura</i> sp.	19	0	0
Total	2299	116	5

**Tableau I** : Prévalence d'infestation par *S. mansoni* selon l'espèce hôte.

Parmi les 1 387 *A. niloticus* perfusés, 77 étaient infestés soit une prévalence de 5,5 % et parmi les 861 *M. huberti*, 39 étaient infestés soit une prévalence de 4,5 %. Il n'existe pas de différence significative entre les prévalences observées chez *A. niloticus* et *M. huberti* ( $\chi^2 = 1,122$ ).

## Selon le sexe des Rongeurs

L'étude a été faite aussi bien chez *A. niloticus* que chez *M. huberti*. Les résultats figurent dans le tableau II.

espèce de Rongeurs	sexe	Nombre de Rongeurs		Prévalence (%)
		examinés	positifs	
<i>A. niloticus</i>	mâles	632	38	6
<i>A. niloticus</i>	femelles	755	39	5,2
<i>M. huberti</i>	mâles	472	22	4,7
<i>M. huberti</i>	femelles	389	17	4,4

**Tableau II** : Prévalence d'infestation par *S. mansoni* selon le sexe du Rongeur.

#### Chez *A. niloticus*

Sur 632 mâles examinés 38 étaient parasités par *S. mansoni* soit une prévalence de 6 % et sur 755 femelles perfusées 39 étaient parasitées soit une prévalence de 5,2 %.

#### Chez *M. huberti*

La prévalence est de 4,7 % chez les mâles contre 4,4 % chez les femelles. Parmi les 472 mâles examinés 22 étaient parasités et parmi les 389 femelles examinées 17 étaient trouvées parasitées.

L'analyse statistique des résultats montre que les différences observées entre les mâles et femelles de *A. niloticus* et de *M. huberti* ne sont pas significatives ( $\chi^2 = 0,469$  chez *A. niloticus* ;  $\chi^2 = 0,213$  chez *M. huberti*). Ainsi nous pouvons dire que la prévalence ne diffère pas de manière significative en fonction du sexe des Rongeurs.

#### Selon l'âge des Rongeurs

Pour étudier la prévalence d'infestation selon l'âge, les Rongeurs sont répartis en cinq classes (Tableaux III et IV) de poids, de 30 en 30 grammes chez *A. niloticus* et de 10 en 10 grammes chez *M. huberti*. Ces classes de poids sont assimilables à des classes d'âge puisque chez ces Rongeurs la croissance pondérale est continue pendant toute la vie (POULET, 1982 et DUPLANTIER, 1988). Les individus des deux premières classes sont des jeunes tandis que ceux des trois dernières classes sont adultes.

Chez les deux espèces trouvées naturellement infestées par *S. mansoni* à Richard-Toll la prévalence augmente avec l'âge des Rongeurs (Figures 6).

#### Chez *A. niloticus*

La prévalence est nulle dans la classe I, très faible dans la classe II et atteint son maximum dans la classe V.

Les résultats obtenus chez les mâles et femelles de *A. niloticus* figurent dans le tableau III.

Les mâles de *A. niloticus* parasités ont été trouvés dans les classes II, IV et V. Mais la majorité des *A. niloticus* mâles (89,5%) parasités appartiennent à la classe V où la prévalence est significativement plus

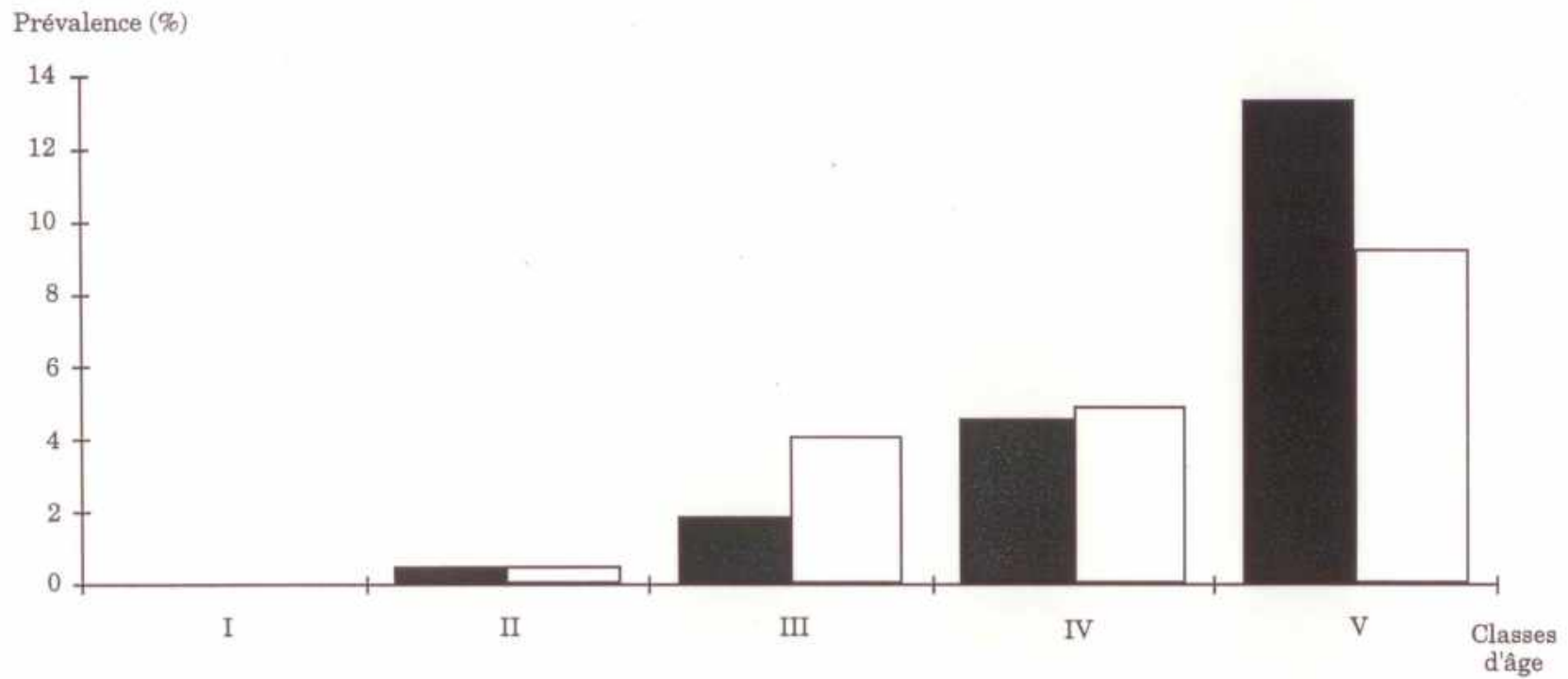


Figure 6 : Prévalence d'infestation par *S. mansoni* selon les classes d'âge chez *A. niloticus* et *M. huberti*

■ *A. niloticus*      □ *M. huberti*



élevée que celle des autres classes. Seulement 2,7 % et 8,1 % des *A. niloticus* mâles parasités appartiennent respectivement aux classes II et IV.

Les femelles de *A. niloticus* parasitées appartiennent aux classes III, IV, et V. Elles sont donc toutes adultes. La prévalence croît avec l'âge, elle est plus faible dans la classe III et plus élevée dans la classe V. Si on compare deux à deux les prévalences observées dans les différentes classes, on constate que la différence observée entre les classes III et IV n'est pas significative par contre la prévalence observée dans la classe IV est significativement différente de celle de la classe V.

	Classes de poids (g)	Classes d'âge	Nombre de Rongeurs		Prévalence (%)
			examinés	positifs	
Mâles	< 30	I	23	0	0
	30-59	II	79	1	1,3
	60-89	III	124	0	0
	90-119	IV	157	3	1,9
	> 120	V	249	34	13,6
Femelles	< 30	I	32	0	0
	30-59	II	113	0	0
	60-89	III	240	7	2,9
	90-119	IV	235	15	6,4
	> 120	V	135	17	12,6
Total	< 30	I	55	0	0
	30-59	II	192	1	0,5
	60-89	III	364	7	1,9
	90-119	IV	392	18	4,6
	> 120	V	384	51	13,3

**Tableau III** : Prévalence d'infestation par *S. mansoni* selon les classes de poids chez *A. niloticus*.

#### Chez *M. huberti*

Comme chez *A. niloticus*, la prévalence est nulle chez les *M. huberti* de la classe I et très faible chez ceux de la classe II. Elle varie aussi en fonction de l'âge. Elle est plus élevée dans les classes III, IV et V. Les prévalences observées chez *M. huberti* selon les classes de poids figurent dans le tableau IV.

Les mâles de *M. huberti* parasités se trouvent dans les classes II, III, IV et V. La prévalence d'infestation est significativement plus élevée dans la classe V. La comparaison statistique montre que les différences de prévalence observées entre les classes II, III et IV ne sont pas significatives.

Comme chez l'espèce *A. niloticus* les femelles de *M. huberti* parasitées appartiennent aux classes III, IV et V des adultes.

	Classes de poids (g)	Classes d'âge	Nombre de Rongeurs		Prévalence (%)
			examinés	positifs	
Mâles	< 20	I	25	0	0
	20-29	II	117	1	0,8
	30-39	III	103	4	3,9
	40-49	IV	89	3	3,4
	> 50	V	138	14	10,1
Femelles	< 20	I	38	0	0
	20-29	II	92	0	0
	30-39	III	66	3	4,5
	40-49	IV	93	6	6,4
	> 50	V	100	8	8
Total	< 20	I	63	0	0
	20-29	II	209	1	0,5
	30-39	III	169	7	4,1
	40-49	IV	182	9	4,9
	> 50	V	238	22	9,2

**Tableau IV** : Prévalence d'infestation par *S. mansoni* selon les classes de poids chez *M. huberti*.

#### Selon les stations de piégeage

Les prévalences observées selon les stations de piégeage sont rassemblées dans le tableau V.

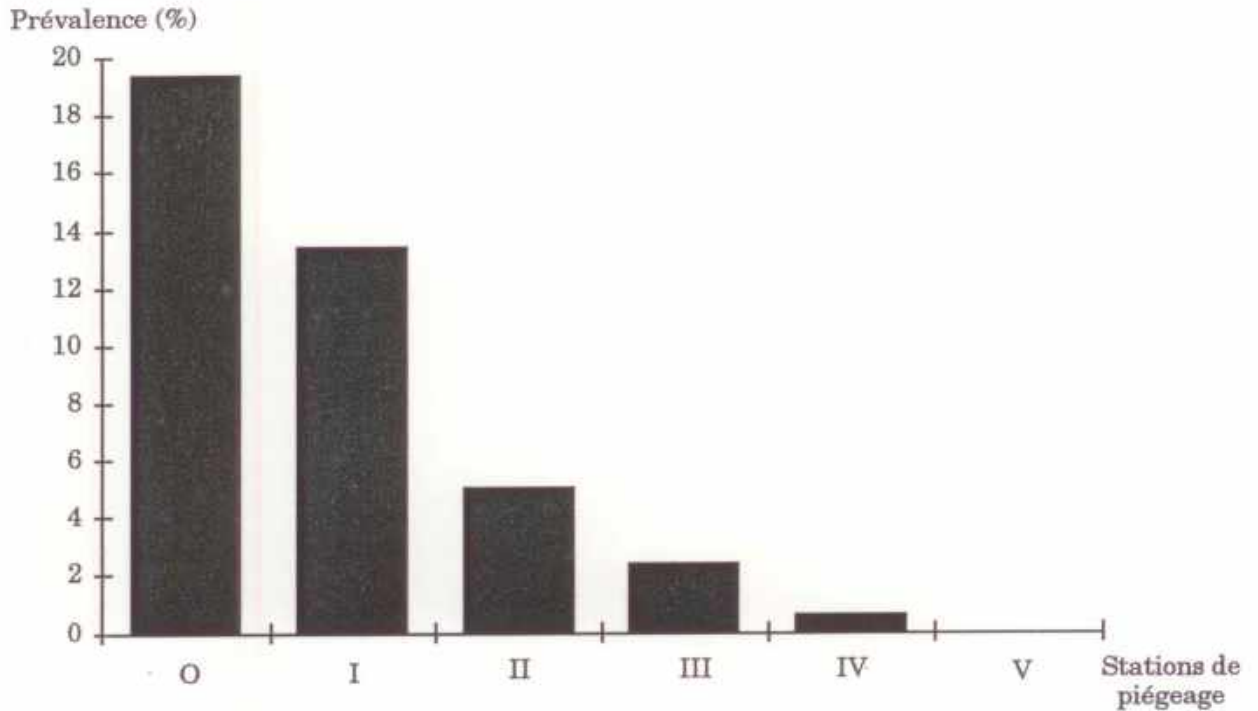
Sur la première ligne brisée, nous avons observé une diminution progressive de la prévalence au fur et à mesure qu'on s'éloigne de Richard-Toll. La prévalence est plus élevée chez les Rongeurs de la station 0 et plus faible chez ceux de la station IV (Figure 7). La question qui se pose maintenant est de savoir s'il existe une relation entre la prévalence d'infestation par *S. mansoni* et la distance entre Richard-Toll et les stations

sur la ligne I. Pour répondre à cette question nous avons appliqué le test d'indépendance, entre les deux variables prévalence et distance Richard-Toll/stations, basé sur la valeur de R et tracé la droite de régression (Figure 8). Dans ce cas nous avons uniquement considéré les stations I, II, III et IV où nous avons régulièrement capturé des Rongeurs de juillet 90 à juillet 93. Pour un degré de liberté d.d.l. = 59 la valeur du coefficient de corrélation  $R = 0,954$  et  $t = 24,5$  est hautement significative avec un risque d'erreur inférieur à 1 %. Il existe donc une relation entre la prévalence et la distance entre Richard-Toll et les stations, c'est-à-dire entre prévalence et l'éloignement de la ville de Richard-Toll.

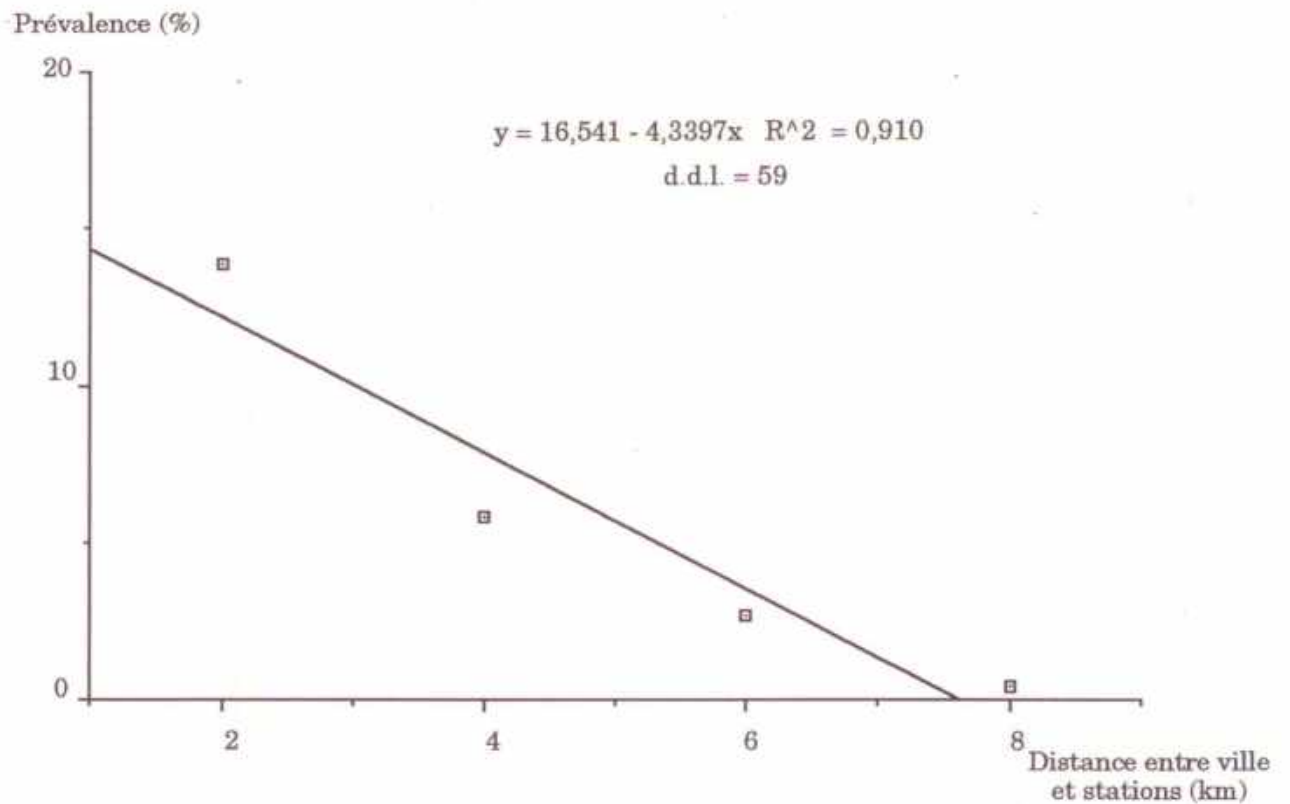
Nous avons noté cette diminution de la prévalence au fur et mesure que l'on s'éloigne de Richard-Toll pendant les trois années de piégeage aussi bien chez *A. niloticus* que chez *M. huberti*.

Stations	Nombre de Rongeurs		Prévalence (%)
	examinés	positifs	
A	8	1	12,5
B	244	9	3,7
C	294	2	0,7
D	188	14	7,4
E	179	18	10
F	123	5	4,1
G	68	1	1,5
O	72	14	19,4
I	187	25	13,4
II	281	16	5,7
III	425	10	2,4
IV	177	1	0,6
V	2	0	0

**Tableau V** : Prévalence d'infestation des Rongeurs selon les stations de piégeage 0 à V et A à G. A = casier de canne à sucre, B = vergers entre Khouma et Tiabakh, C = vergers du quartier Campement, D = Ndombo-Alarba, E = Thiago, F = Temeye-Salam, G = Bountou Batt



**Figure 7 :** Prévalence d'infestation des Rongeurs par *S. mansoni* selon les stations de piégeage sur la ligne Richard-Toll / croisement Rosso-Saint Louis



**Figure 8 :** Corrélation entre la prévalence d'infestation des Rongeurs par *S. mansoni* et la distance entre la ville de Richard-Toll et les stations de piégeage sur la ligne brisé I (Richard-Toll / croisement Rosso - Saint -Louis)

### Evolution de la prévalence

Pendant les trois années de suivi sur le terrain nous avons assisté à une augmentation régulière de la prévalence annuelle (Tableau VI).

Elle était de 2,1 % pendant la première année, de 4,8 % pendant la deuxième année et de 6,2 % pendant la troisième année.

De juillet 90 à juillet 93, nous avons observé des fluctuations mensuelles importantes de la prévalence avec apparition régulière de pics de prévalence aux mois de mars et novembre. Toutefois, au mois de mars, mai et juillet 93 la prévalence a légèrement augmenté mais est resté toujours comprise entre 5 et 6 % pour l'ensemble des Rongeurs naturellement infestés. Ces résultats sont représentés graphiquement sur la figure 9.

Espèce de Rongeur	Période	Nombre de Rongeurs		Prévalence (%)
		examinés	positifs	
<i>A. niloticus</i>	07/90-07/91	342	8	2,3
	07/91-07/92	342	17	5
	07/92-07/93	818	58	7,1
<i>M. huberti</i>	07/90-07/91	135	2	1,5
	07/91-07/92	360	17	4,7
	07/92-07/93	488	23	4,7
Total	07/90-07/91	477	10	2,1
	07/91-07/92	702	34	4,8
	07/92-07/93	1291	81	6,3

**Tableau VI** : Evolution annuelle de la prévalence d'infestation chez les Rongeurs

#### Chez *A. niloticus*

La prévalence annuelle de l'infestation par *S. mansoni* évolue dans le même sens que la prévalence de l'ensemble des Rongeurs naturellement infestés. Elle augmente régulièrement au cours des trois années de suivi ; elle est égale à 2,3 % de juillet 90 à juillet 91, à 5 % de juillet 91 à juillet 92 et à 7 % de juillet 92 à juillet 93 (Tableau VI).

Les prévalences les plus élevées ont été obtenues aux mois de novembre et mars jusqu'en mars 92. Puis la prévalence augmente régulièrement de mai à novembre et de janvier à juillet 93 (Figure 10).

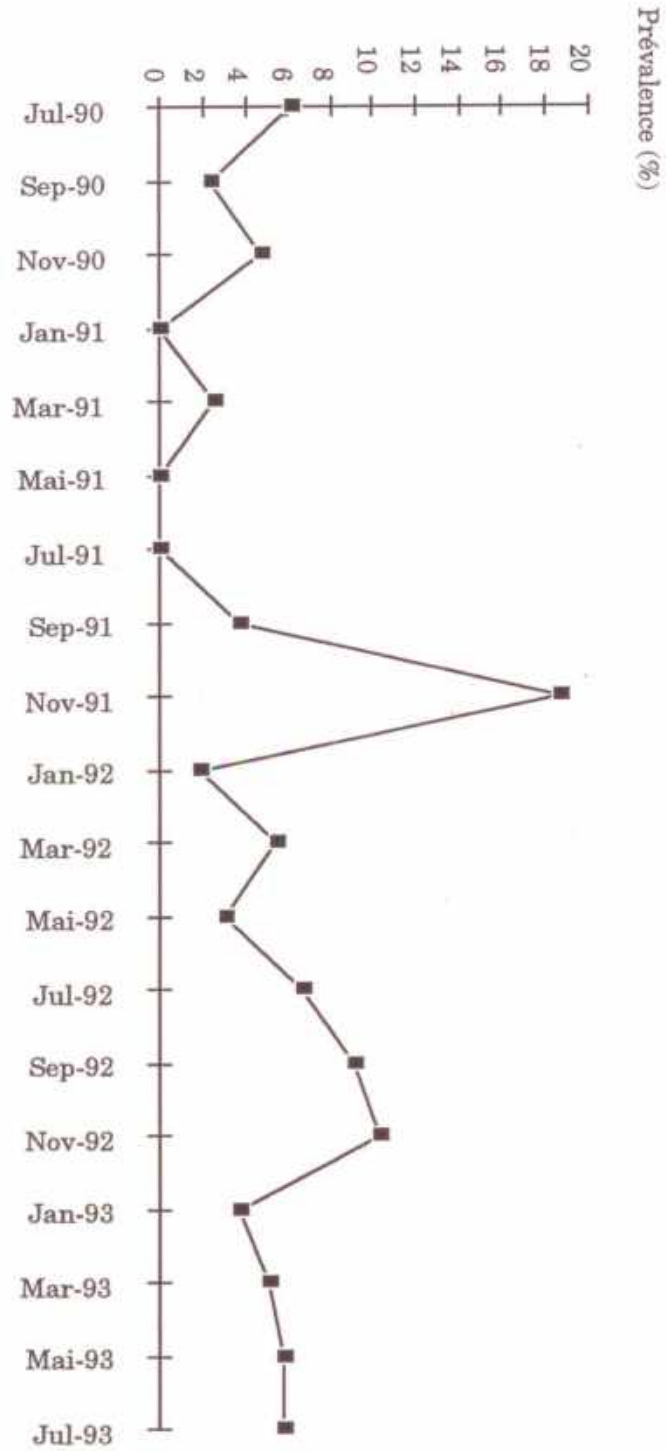


Figure 9 : Evolution de la Prévalence d'infestation des Rongeurs naturellement infestés par *S. mansoni* à Richard-Toll

En mars, mai et juillet 93 nous avons observé une augmentation progressive de la prévalence.

Chez les mâles de *A. niloticus*, nous avons deux pics de prévalence correspondant aux seules sessions (novembre et mars) de la première année où nous avons capturé des mâles naturellement infestés par *S. mansoni*. Au cours des deux dernières années la prévalence évolue de la même manière avec des maxima en novembre 91 et en novembre 92. La seule différence entre ces deux dernières années est qu'en janvier 92 la prévalence diminue considérablement et devient nulle en mars 92 alors qu'en janvier 93 elle diminue mais augmente de nouveau en mars 93 (Figure 11).

Chez les femelles de *A. niloticus*, la prévalence est plus élevée en septembre - novembre et en mars. De juillet 91 à juillet 92 (2<sup>ème</sup> année de suivi) nous avons obtenu une variation régulière de la prévalence avec un maximum, tous les quatre mois : novembre, mars et juillet. De juillet 92 à juillet 93 les pics de prévalence se situent aux mois de septembre et mai contrairement aux deux années précédentes (Figure 12).

#### Chez *M. huberti*

La prévalence annuelle reste la même pendant les deuxième et troisième années de suivi. Elle est égale à 1,5 % de juillet 90 à juillet 91 et à 4,7 de juillet 91 à juillet 92 et de juillet 92 à juillet 93. Les résultats sont groupés dans le tableau VI.

La prévalence bimestrielle varie globalement de façon très irrégulière. Pendant la première année, des *M. huberti* parasités ont été capturés uniquement au mois de juillet. La prévalence a été nulle de septembre 90 à juillet 91. De juillet 91 à juillet 92 et de juillet 92 à juillet 93 la prévalence a augmenté tous les quatre mois. Cependant elle atteint son maximum en novembre, mars et juillet pendant la deuxième année (juillet 91 - juillet 92) et en septembre, mai et janvier pendant la troisième année (juillet 92 - juillet 93). Ces résultats sont représentés graphiquement sur la figure 13.

Chez les mâles de *M. huberti* nous observons un pic de prévalence tous les quatre mois (novembre, mars et juillet) pendant la deuxième année de suivi ; par contre au cours de la troisième année, juillet 92 - juillet 93, la prévalence devient nulle tous les six mois. En septembre 92 elle diminue progressivement, devient nulle en novembre 92 et augmente de nouveau pour atteindre son maximum en janvier 93. Nous observons le même type d'évolution de mars 93 à juillet 93 (Figure 14).

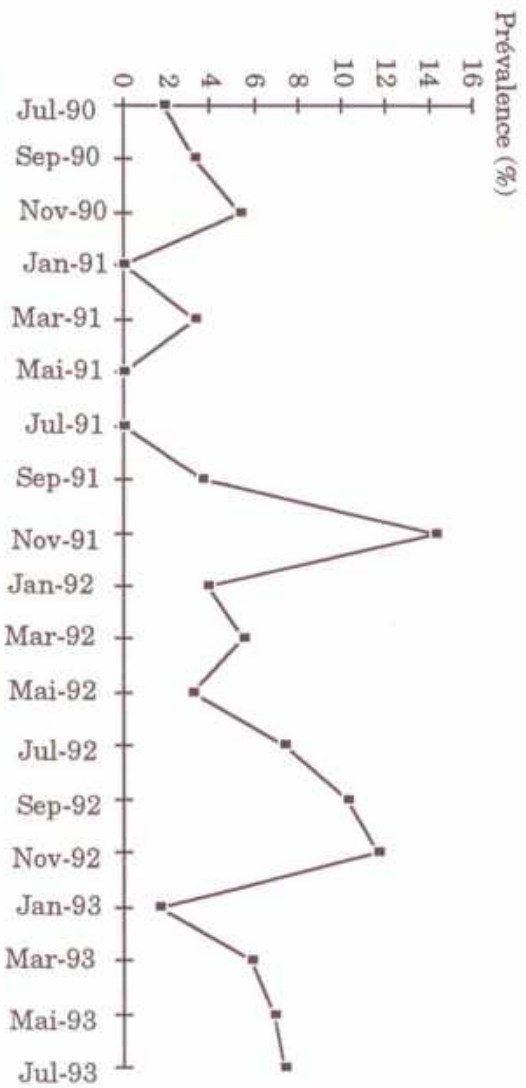


Figure 10 : Evolution de la prévalence d'infestation par *S. mansoni* chez *A. niloticus*

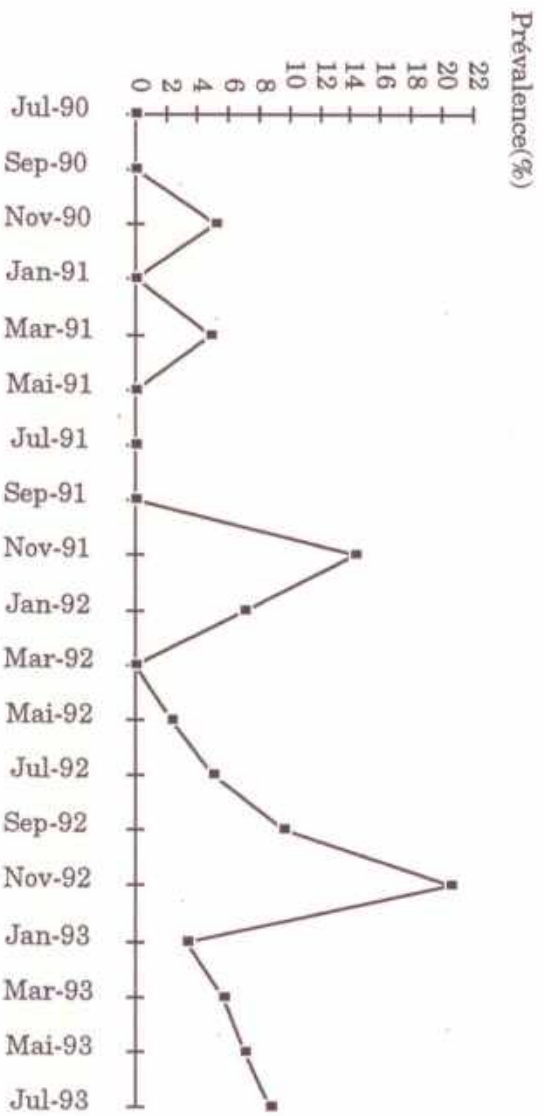


Figure 11 : Evolution de la prévalence d'infestation par *S. mansoni* chez les mâles de *A. niloticus*

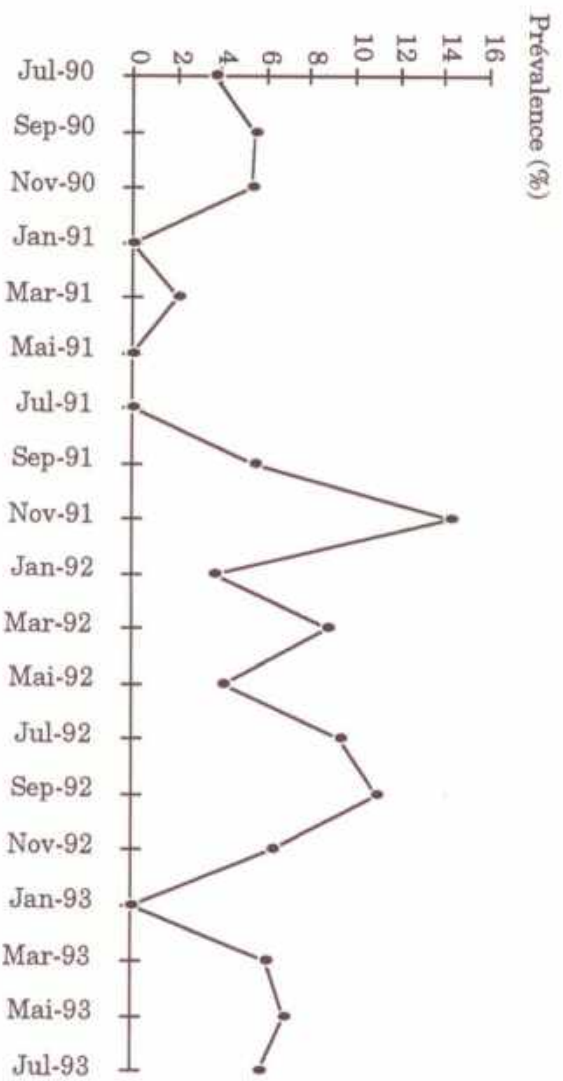


Figure 12 : Evolution de la prévalence d'infestation par *S. mansoni* chez les femelles de *A. niloticus*



Prévalence (%)

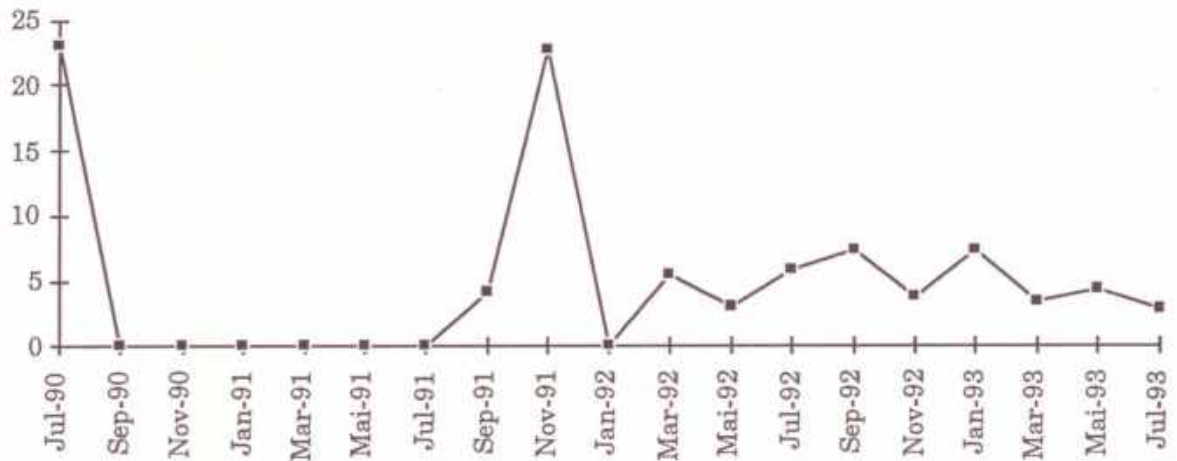


Figure 13 : Evolution de la prévalence d'infestation par *S. mansoni* chez *M. huberti*

Prévalence (%)

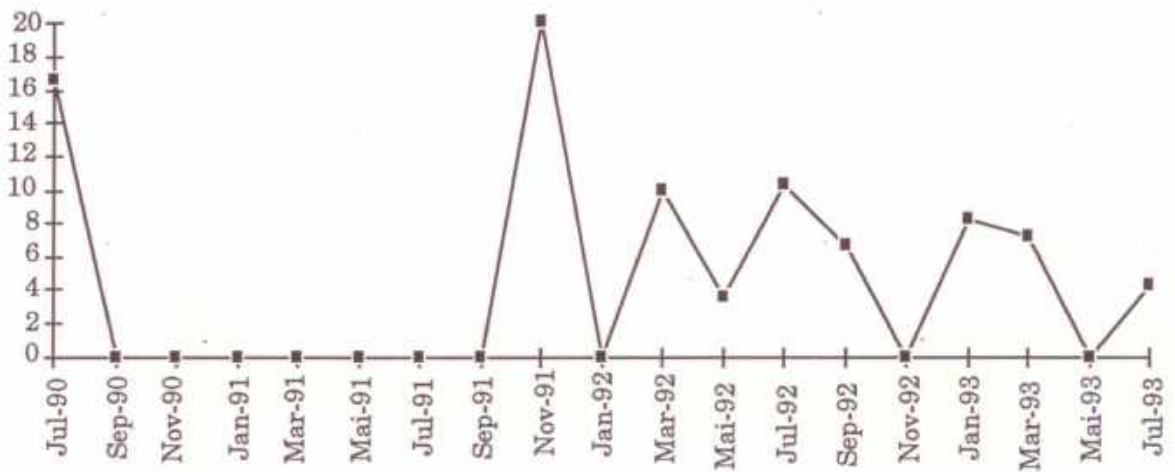


Figure 14 : Evolution de la prévalence d'infestation par *S. mansoni* chez les mâles de *M. huberti*

Prévalence (%)

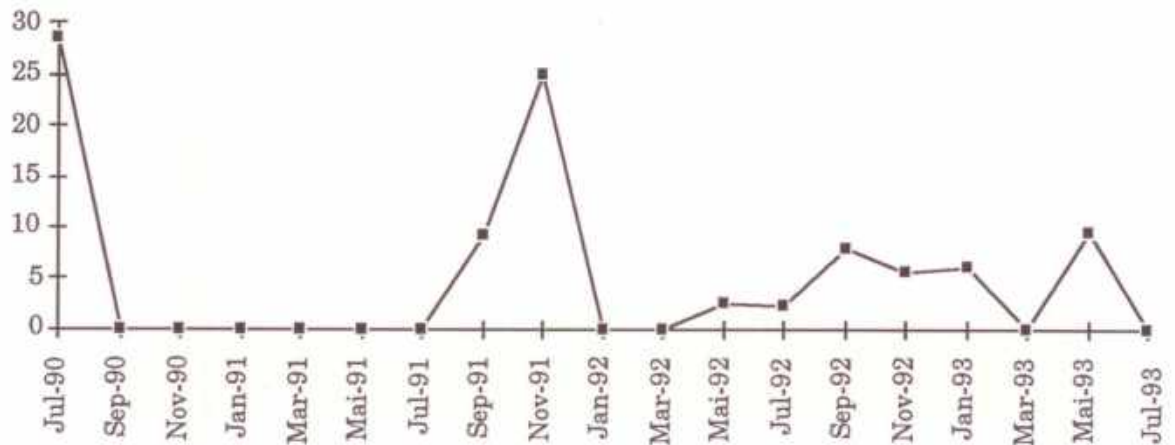


Figure 15 : Evolution de la prévalence d'infestation par *S. mansoni* chez les femelles de *M. huberti*

Chez les femelles de *M. huberti* nous observons un pic en novembre 91 et une augmentation régulière de la prévalence tous les quatre mois au cours de la troisième année de suivi (Figure 15).

Au cours de cette étude nous avons également pu constater la présence de Rongeurs parasités par *S. mansoni* dans des stations de plus en plus éloignées de Richard-Toll (Tableau VII).

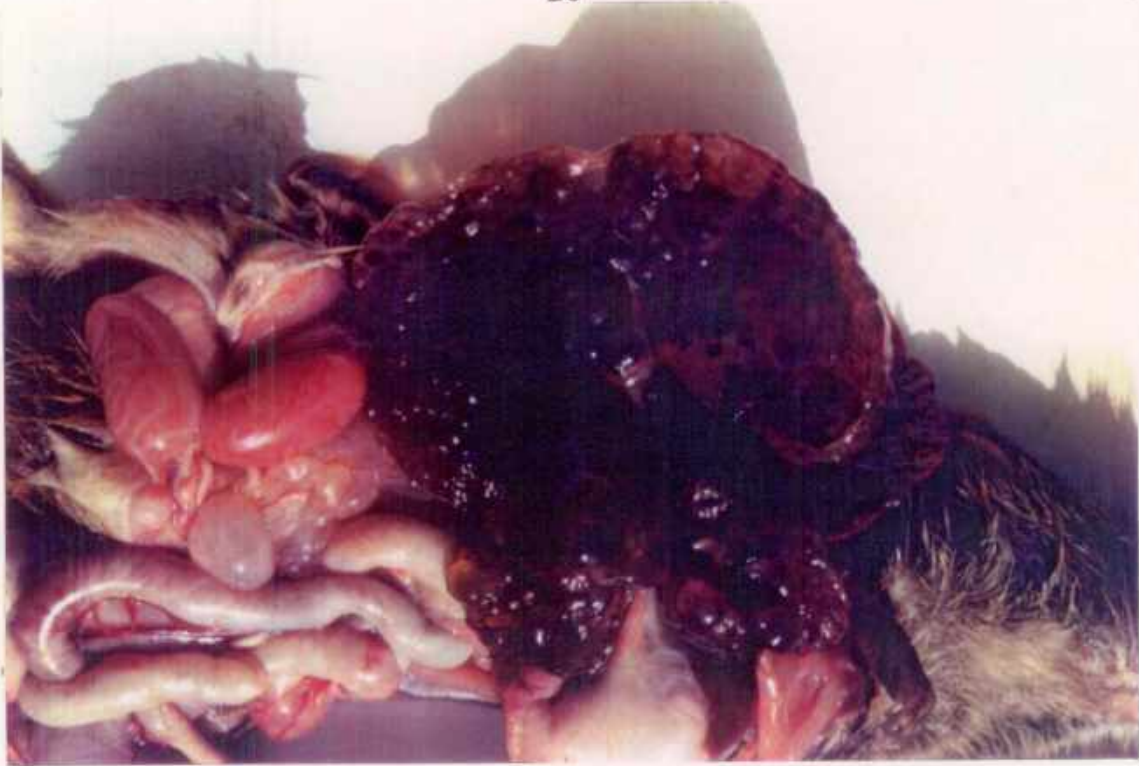
Périodes	0	I	II	III	IV	V	A	B	C	D	E	F	G
90-91		+	+	+	-	-	+	+	-				
91-92		+	+	+	-			+	+	+	+	-	
92-93	+	+	+	+	+			+	+	+	+	+	+

**Tableau VII** : Evolution de la présence de Rongeurs parasités par *S. mansoni* dans les différentes stations de piégeage (O-V et A-G) en fonction du temps (90-93).

C'est ainsi que, pendant la première année, de juillet 90 à juillet 91, des piégeages ont été effectués dans les stations I, II, III, IV, V, A, B et C et des Rongeurs parasités ont été capturés dans les stations I, II, III, A et B. Par contre, tous les Rongeurs capturés dans les stations IV, V et C étaient négatifs.

Puis pendant la deuxième année, de juillet 91 à juillet 92, nous avons piégé des Rongeurs dans les stations I, II, III, IV, B, C, D, E et F. Seules les stations IV et F n'abritaient pas de Rongeurs parasités.

Enfin, pendant la troisième année de piégeage, de juillet 92 à juillet 93, nous avons, en plus des stations précédemment citées, échantillonné une nouvelle station appelée G (Bountou Batt) au bord du Lac de Guiers où des cas de Schistosomiase intestinale ont été signalés chez l'Homme. Des Rongeurs parasités ont été trouvés dans toutes les stations. C'est pendant cette période que nous avons observé, pour la première fois, des signes pathologiques liés à la morbidité. Une hépatomégalie a été noté chez un *A. niloticus* capturé à la station E en novembre 92 (Figure 16). De même la formation de nombreux nodules intestinaux surchargés d'œufs de *S. mansoni* a été observé, en juillet 93, chez un *A. niloticus* de la station 0 (Figure 17).



**Figure 16 :** Hépatomégalie observée chez un *A. niloticus* naturellement infesté par *S. mansoni*



**Figure 17 :** Nodules intestinaux bourrés d'œufs de *S. mansoni* observés chez un *M. huberti* naturellement infesté

### Charge parasitaire

La charge parasitaire est définie comme étant le nombre de parasites, d'une espèce donnée, présents chez un individu hôte parasité. Nous avons étudié la charge parasitaire chez les Rongeurs naturellement infestés par *S. mansoni* à Richard-Toll de la même manière que la prévalence.

Chez l'ensemble des 116 Rongeurs trouvés naturellement infestés nous avons pu récupérer 3 112 *S. mansoni* adultes dont 1 905 mâles et 1 207 femelles soit un sex-ratio de 1,6 significativement déséquilibré en faveur des mâles ( $\chi^2 = 156,6$  et  $P < 10^{-9}$ ). La charge parasitaire moyenne est de  $26,8 \pm 72,5$ .

#### Selon l'espèce hôte

Nous avons respectivement récupéré chez l'ensemble des *A. niloticus* et des *M. huberti* parasités 2 250 et 862 schistosomes adultes soit une charge parasitaire moyenne de  $29,2 \pm 83,5$  chez *A. niloticus* et de  $22,1 \pm 43,95$  chez *M. huberti* (Tableau VIII).

Espèce de Rongeur	Sex-ratio	Charge parasitaire			
		Minimum	Maximum	Moyenne	Ecart-type
<i>A. niloticus</i> (n = 77)	1,7	1	582	29,2	83,5
<i>M. huberti</i> (n = 39)	1,4	1	240	22,1	43,95

Tableau VIII : Charge parasitaire selon l'espèce hôte

La comparaison des moyennes observées chez *A. niloticus* et *M. huberti* basée sur le calcul de l'écart-réduit donne  $|\varepsilon| = 0,6$  ; la différence observée entre *A. niloticus* et *M. huberti* n'est pas significative.

#### Chez *A. niloticus*

La charge parasitaire varie de 1 à 582. La plupart des *A. niloticus* parasités ont une charge parasitaire faible. La répartition des charges parasitaires par classe de 100 nous a permis de constater que 71 *A. niloticus* parmi les 77 trouvés infestés soit 92,2 % ont une charge parasitaire inférieure à 100 (Tableau IX).

Classes de charge parasitaire	Nombre de <i>A. niloticus</i>
100 > CP	71 (92,2 %)
100 < CP < 200	3 (3,9 %)
200 < CP < 300	2 (2,6 %)
300 < CP < 400	0
400 < CP < 500	0
500 < CP	1 (1,3 %)

**Tableau IX** : Répartition des *A. niloticus* infestés selon les classes de charge parasitaire.

Notons de plus que parmi les 71 *A. niloticus*, 54 (76,1 %) ont une charge parasitaire comprise entre 0 et 9.

Nous avons récupéré chez l'ensemble des 77 *A. niloticus* 1 408 mâles et 842 femelles de *S. mansoni*, soit un sex-ratio de 1,7. La comparaison statistique de ces résultats par le test de  $\chi^2$  montre que le sex-ratio est significativement déséquilibré en faveur des mâles ( $\chi^2 = 142,38$  et  $P < 10^{-9}$ ).

#### Chez *M. huberti*

Les charges parasitaires observées s'échelonnent de 1 à 240. Comme chez *A. niloticus*, la répartition des charges parasitaires par classe de 100 montre que la majeure partie des *M. huberti*, soit 94,8 % a une charge parasitaire inférieure à 100 (Tableau X). De plus 26 des *M. huberti* infestés par des vers adultes, soit 66,7 % ont une charge parasitaire inférieure à 10.

Classes de charge parasitaire	Nombre de <i>M. huberti</i>
100 > CP	37 (94,8%)
100 < CP < 200	1 (2,6%)
200 < CP	1 (2,6%)

**Tableau X** : Répartition des *M. huberti* infestés selon les classes de charge parasitaire

L'ensemble des *M. huberti* autopsiés hébergeaient 862 schistosomes dont 497 mâles soit 57,7 % de la charge totale et 365 femelles soit 42,3 %.

L'analyse statistique montre que la différence entre le nombre de schistosomes mâles et le nombre de schistosomes femelles observés est hautement significative ( $\chi^2 = 20,2$  et  $P = 10^{-4}$ ). Le sex-ratio observé est donc significativement déséquilibré en faveur des mâles.

Selon le sexe

Chez *A. niloticus*

Le nombre total de schistosomes adultes est respectivement égal à 1 135 et à 1 115 pour l'ensemble des mâles et des femelles de *A. niloticus* autopsiés pendant toute la période de l'étude.

Les mâles de *A. niloticus* hébergeaient 759 mâles et 376 femelles de *S. mansoni* soit un sex-ratio de 2 qui est significativement déséquilibré en faveur des mâles. La charge parasitaire moyenne est de  $29,9 \pm 96,4$  (Tableau XI).

Les femelles de *A. niloticus* hébergeaient 649 mâles et 466 femelles soit un sex-ratio de 1,4 qui comme chez les mâles est significativement déséquilibré en faveur des mâles de *S. mansoni*. Les charges parasitaires varient de 1 à 244. La charge parasitaire moyenne est de 28,6 (Tableau XI).

<i>A. niloticus</i>	Sex-ratio	Charge parasitaire			
		Minimum	Maximum	Moyenne	Ecart-type
mâles (n = 38)	2	1	582	29,9	96,4
femelles (n = 39)	1,4	1	299	28,6	69,9

**Tableau XI** : Charge parasitaire chez les mâles et femelles de *A. niloticus* parasités

La comparaison statistique, des charges parasitaires moyennes observées chez les mâles et femelles de *A. niloticus*, basée sur le calcul de l'écart-réduit  $|\varepsilon|$ , montre que les variations des charges parasitaires moyennes observées ne sont pas significatives.

Chez *M. huberti*

Les mâles hébergeaient 383 *S. mansoni* dont 234 mâles et 149 femelles soit un sex-ratio de 1,6 très significativement déséquilibré en faveur des mâles. Les charges parasitaires varient de 1 à 102 ; la moyenne est de  $17,4 \pm 25,6$  (Tableau XII).

Les femelles de *M. huberti* ont une charge parasitaire de 479 *S. mansoni* dont 263 mâles et 216 femelles soit un sex-ratio de 1,2 significativement déséquilibré en faveur des mâles. La charge parasitaire moyenne par Rongeur est de  $28,2 \pm 60,5$  (Tableau XII).

<i>M. huberti</i>	Sex-ratio	Charge parasitaire			
		Minimum	Maximum	Moyenne	Ecart-type
mâles (n = 22)	1,6	1	102	17,4	25,6
femelles (n = 17)	1,2	1	240	28,2	60,5

**Tableau XII** : Charge parasitaire chez les mâles et femelles de *M. huberti* parasités

La valeur de t calculée (1,96 pour d.d.l. = 37 et P = 0,05) montre que la différence de charge parasitaire moyenne observée entre mâles et femelles de *M. huberti* est au seuil de signification.

#### Selon l'âge des Rongeurs

Nous considérons toujours la répartition, par classes de poids assimilables à des classes d'âge. En raison des fluctuations importantes des charges parasitaires chez les Rongeurs naturellement infestés, il nous a paru plus logique de considérer les moyennes de ces charges parasitaires.

#### Chez *A. niloticus*

La charge parasitaire moyenne augmente en fonction de l'âge (Figure 18).

Chez les mâles jeunes de *A. niloticus* un seul individu appartenant à la classe II a été trouvé parasité avec une charge parasitaire égale à un schistosome mâle adulte. La charge parasitaire est nulle dans la classe III ; seules les classes IV et V renferment des individus parasités. Mais il faut souligner le fait que 89,5 % des *A. niloticus* mâles parasités appartiennent à la classe V où la charge parasitaire moyenne est significativement plus élevée (Tableau XIII).

Chez les femelles la charge parasitaire est nulle dans les classes I et II regroupant tous les jeunes. Toutes les femelles parasitées sont des adultes appartenant aux classes III, IV et V (Tableau XIII).

	Classes de poids (g)	Classes d'âge	Nombre de <i>S. mansoni</i>	Charge parasitaire moyenne
Mâles	< 30	I	0	0
	30-59	II	1	1
	60-89	III	0	0
	90-119	IV	14	4,7 ± 4,6
	> 120	V	1 120	32,9 ± 101,7
Femelles	< 30	I	0	0
	30-59	II	0	0
	60-89	III	115	16,4 ± 35,7
	90-119	IV	548	36,5 ± 81,5
	> 120	V	452	26,6 ± 72
Total	< 30	I	0	0
	30-59	II	1	1
	60-89	III	115	16,4 ± 35,6
	90-119	IV	562	31,2 ± 75
	> 120	V	1 572	30,8 ± 92,1

**Tableau XIII** : Charge parasitaire selon les classes de poids chez *A. niloticus* parasité

#### Chez *M. Huberti*

Le nombre de *S. mansoni* récupérés augmente régulièrement en fonction des classes de poids ; 81,3 % des schistosomes ont été récupérés chez les *M. huberti* de la classe V, 14,8 % de la classe IV, 3,6 % de la classe III et seulement 0,2 % des schistosomes proviennent des individus de la classe II (Figure 18).

Nous observons aussi bien chez les mâles que chez les femelles de *M. huberti* une augmentation régulière de la charge parasitaire et moyenne selon les classes d'âge (Tableau XIV). Chez les mâles la charge parasitaire est nulle dans la classe I. Parmi les mâles jeunes de *M. huberti* un seul individu de la classe II dont la charge parasitaire est égale à deux schistosomes a été trouvé parasité. Chez les femelles tous les juvéniles ont une charge parasitaire nulle.



Charge parasitaire moyenne

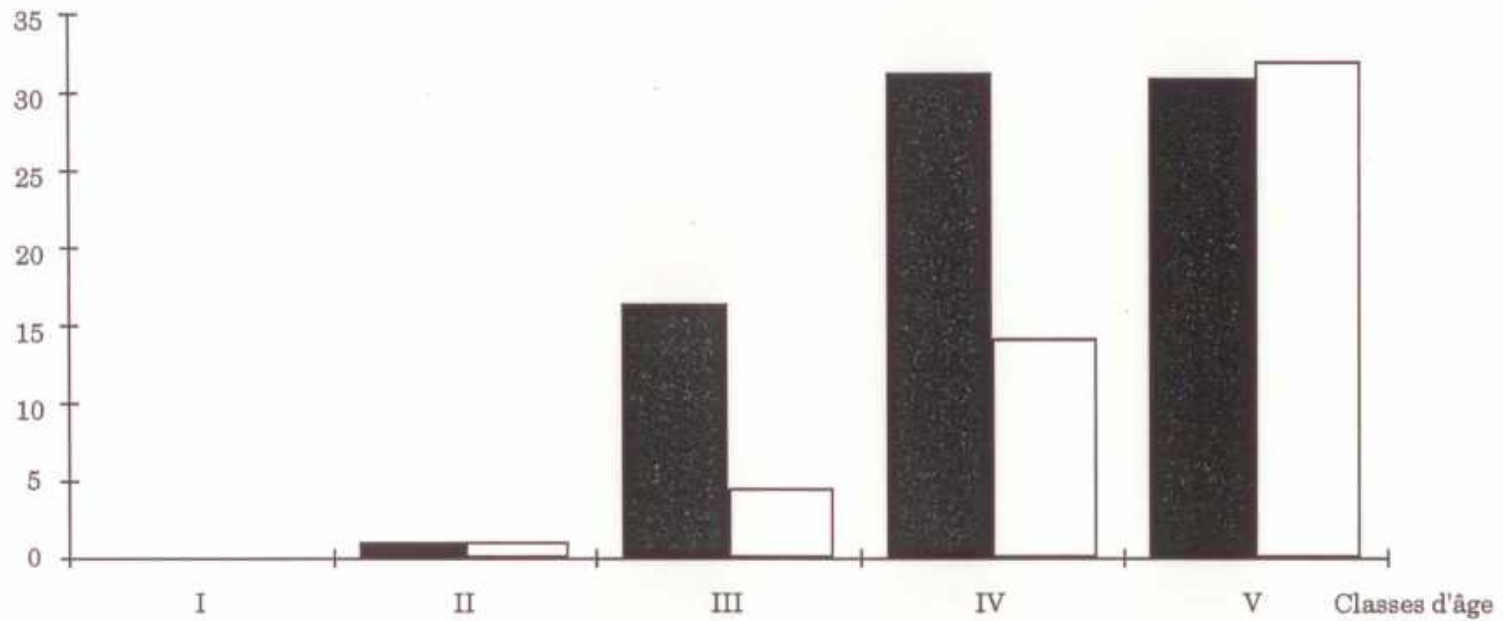


Figure 18 : Charge parasitaire moyenne selon les classes d'âge chez *A. niloticus* et *M. huberti* naturellement parasités par *S. mansoni*

■ *A. niloticus*

□ *M. huberti*

	Classe de poids (g)	Classe d'âge	Nombre de <i>S. mansoni</i>	Charge parasitaire moyenne
Mâles	< 20	I	0	0
	20-29	II	2	2
	30-39	III	23	5,75 ± 11
	40-49	IV	32	10,7 ± 15,9
	> 50	V	326	23,3 ± 29,3
Femelles	< 20	I	0	0
	20-29	II	0	0
	30-39	III	8	2,7 ± 1,5
	40-49	IV	96	16 ± 1,29
	> 50	V	375	46,9 ± 83,4
Total	< 20	I	0	0
	20-29	II	2	1
	30-39	III	31	4,4 ± 7
	40-49	IV	128	14,2 ± 24,4
	> 50	V	701	31,9 ± 54,8

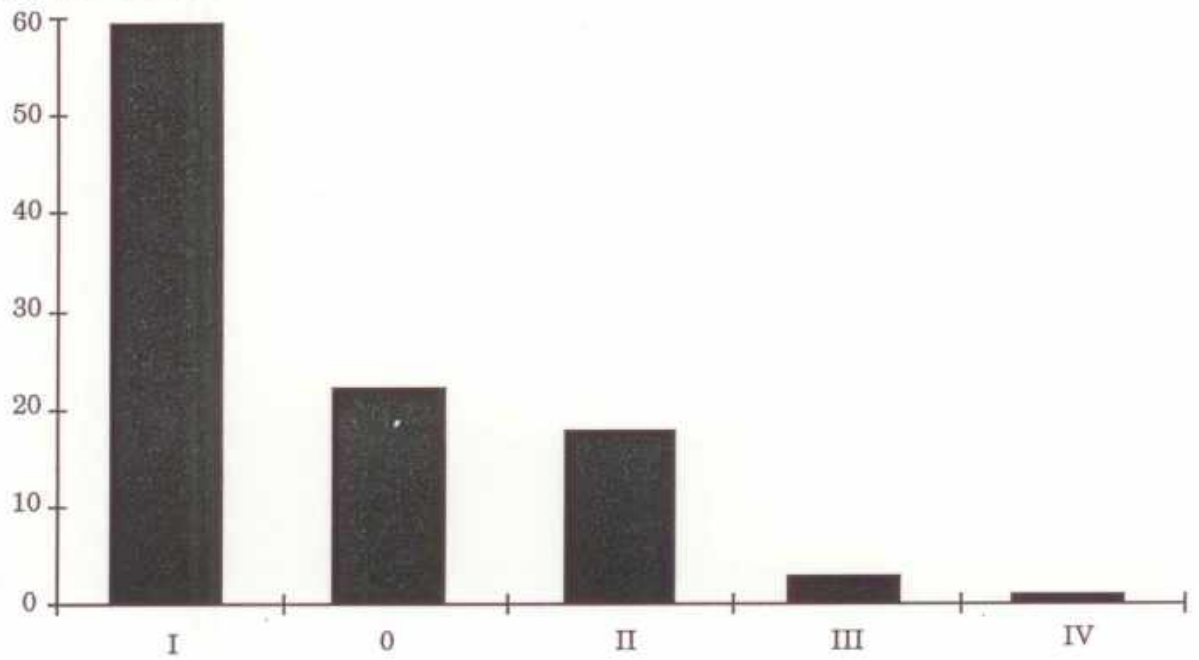
**Tableau XIV** : Charge parasitaire selon les classes de poids chez *M. huberti* parasité

#### Selon les stations de piégeage

Les charges parasitaires observées selon les stations de piégeage figurent dans le tableau XV.

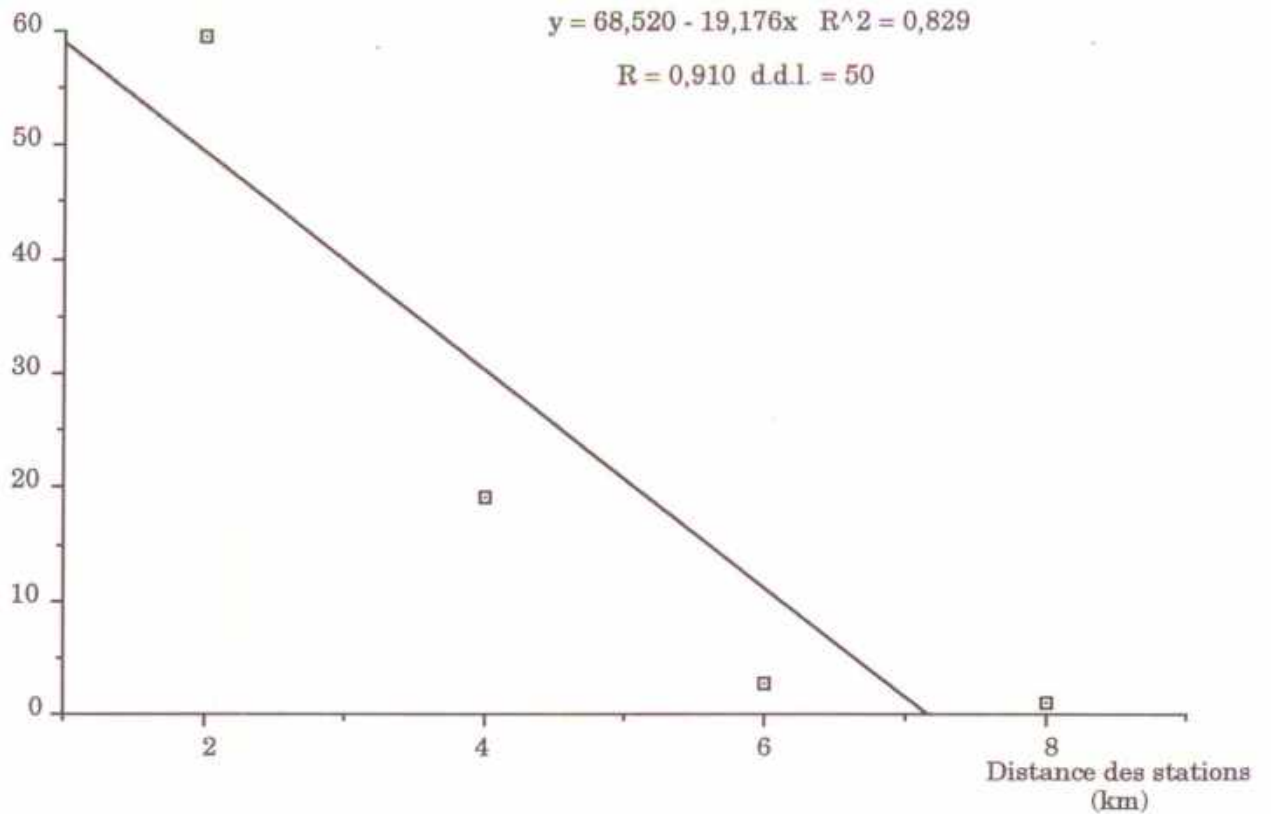
Comme lors de l'étude de la prévalence nous avons observé, sur la ligne brisée I, une diminution progressive de la charge parasitaire moyenne selon la distance Richard-Toll/station (Figure 19). Nous avons noté le même phénomène aussi bien chez *A. niloticus* que chez *M. huberti*. Toutefois chez *M. huberti* la charge parasitaire moyenne la plus élevée a été observée à la station 0. Ceci s'explique par le fait qu'à la station 0 nous n'avons capturé qu'un seul *M. huberti* parasité dont la charge parasitaire était de 75 schistosomes d'où une charge parasitaire moyenne élevée. Pour les mêmes raisons que celles évoquées, précédemment, lors de l'étude de la prévalence

Charge parasitaire moyenne



**Figure 19 :** Charge parasitaire moyenne selon les stations de piégeage sur la ligne brisée I (Richard-Toll/croisement Rosso - Saint-Louis)

Charge parasitaire moyenne



**Figure 20 :** Corrélation entre la charge parasitaire moyenne et la distance entre Richard-Toll et les stations de piégeage sur la ligne I (Richard-Toll/croisement Rosso - Saint-Louis)

selon les stations, nous n'allons considérer que les stations I, II, III et IV pour étudier la régression de la charge parasitaire en fonction de la distance Richard-Toll/station de piégeage. Pour d.d.l. = 50, la valeur absolue du coefficient de corrélation  $R = 0,910$  dépasse largement le seuil de signification donné par la table du coefficient de corrélation donc il existe une liaison significative entre charge parasitaire et distance Richard-Toll/stations de piégeage sur la ligne I (Figure 20).

Stations	nombre de <i>S. mansoni</i>	Nombre de Rongeurs positifs	Charge parasitaire moyenne chez les animaux parasités
0	286	13	22
I	1488	25	59,5
II	304	16	17,9
III	28	10	2,8
IV	1	1	1
V	0	0	0
A	3	1	3
B	45	9	5
C	2	2	1
D	72	14	5,1
E	485	18	26,9
F	396	5	79,2
G	2	1	2

**Tableau XV** : Charge parasitaire selon les stations de piégeage.

#### Evolution de la charge parasitaire

Comme la prévalence, la charge parasitaire croît régulièrement pendant les trois années de suivi. Les résultats sont rassemblés dans le tableau XVI et représentés graphiquement (Figure 21).

Périodes	Nombre total de <i>S. mansoni</i>	Charge parasitaire moyenne
07/90-07/91	33	3
07/91-07/92	303	8,9
07/92-07/93	2885	34,6

**Tableau XVI** : Evolution annuelle de la charge parasitaire

Pendant la première et la deuxième année de suivi parasitologique les charges parasitaires moyennes les plus élevées ont été obtenues aux mois de novembre et mars. Pendant la troisième année par contre le seul pic de charge parasitaire moyenne observé se situe au mois de septembre. Aux mois de novembre, janvier et mars la variation de la charge parasitaire moyenne était insignifiante : la courbe tracée ressemble à un plateau (Figure 22).

#### Chez *A. niloticus*

Les pics de charge parasitaire moyenne se situent aux mois de novembre et mars pendant la première et deuxième année de suivi. Ces pics ont été observés aux mois de septembre et mars pendant la deuxième année de suivi (Figure 23).

#### Chez *M. huberti*

La charge parasitaire est nulle de septembre à juillet pendant la première année de piégeage. Les pics de charges parasitaires moyennes ont été obtenues en novembre et mars pendant la deuxième année de piégeage et en septembre et mars pendant la troisième année (Figure 24).

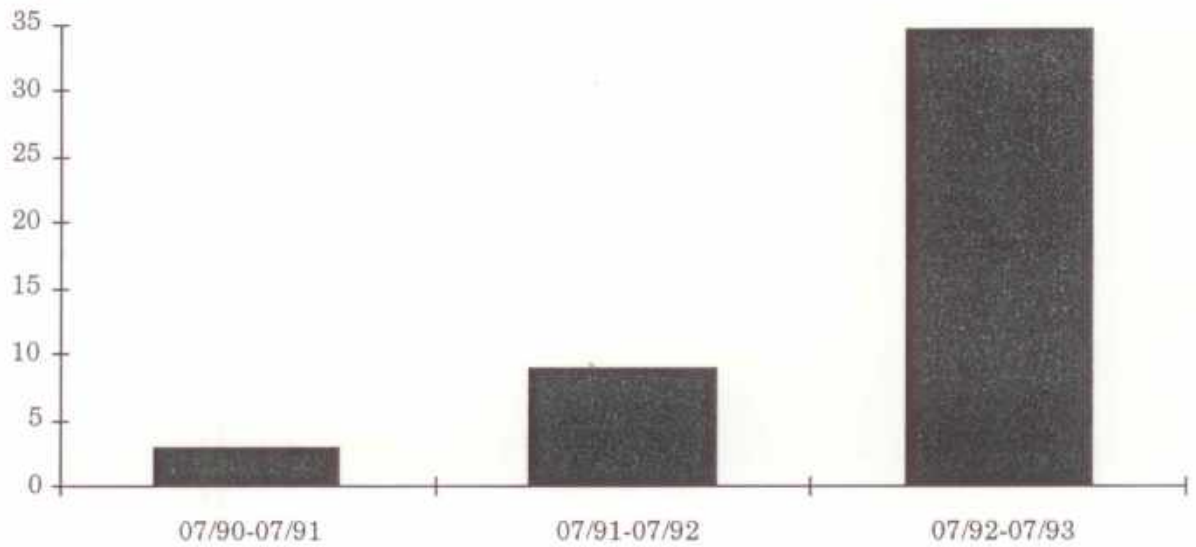
#### Présence d'œufs dans le foie et les fèces

Des œufs ont été recherchés dans le foie et les fèces de 93 Rongeurs pris au hasard dont 65 *A. niloticus* et 28 *M. huberti* naturellement infestés.

Parmi les 65 *A. niloticus* testés, 21 soit 32 %, avaient des œufs dans le foie et les fèces, 14 (22 %) avaient des œufs seulement dans le foie et 30 (46 %) n'avaient pas du tout d'œuf.

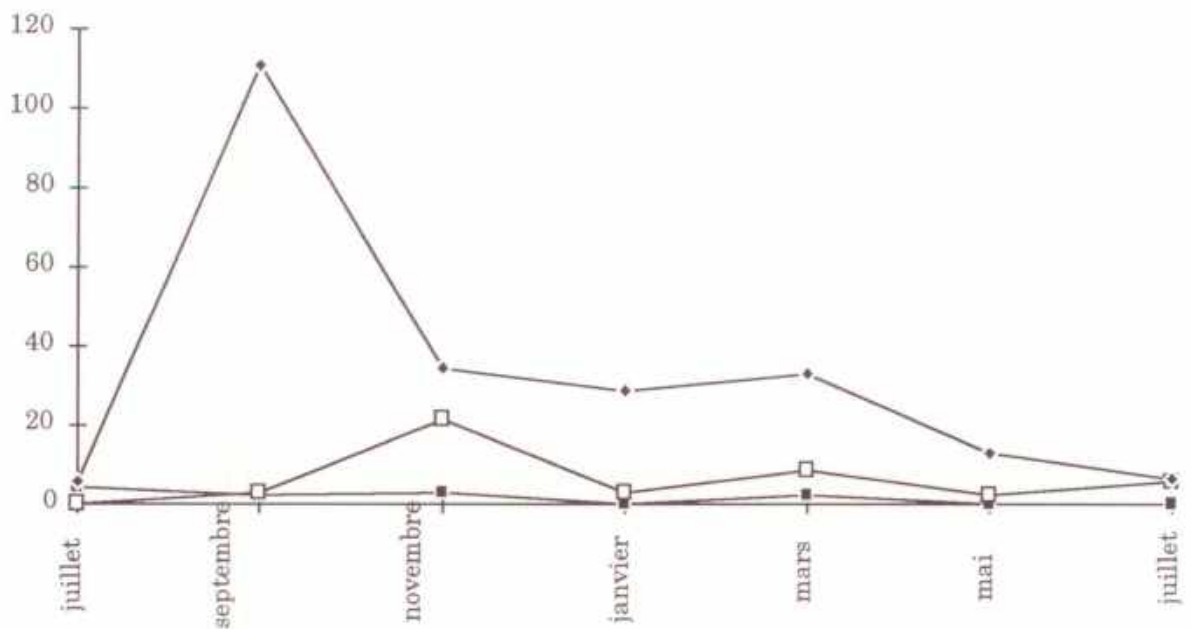
Parmi les 28 *M. huberti* testés, 8 soit 29 % avaient des œufs dans le foie et les fèces, 7 (25 %) avaient des œufs seulement dans le foie et 13 (46 %)

Charge parasitaire  
moyenne



**Figure 21** : Evolution annuelle de la charge parasitaire moyenne chez les Rongeurs naturellement parasités

Charge parasitaire  
moyenne



**Figure 22** : Evolution de la charge parasitaire moyenne pendant la première, la deuxième et la troisième année de suivi chez les Rongeurs naturellement parasités

—■— première année    —□— deuxième année    —●— troisième année

Charge parasitaire moyenne

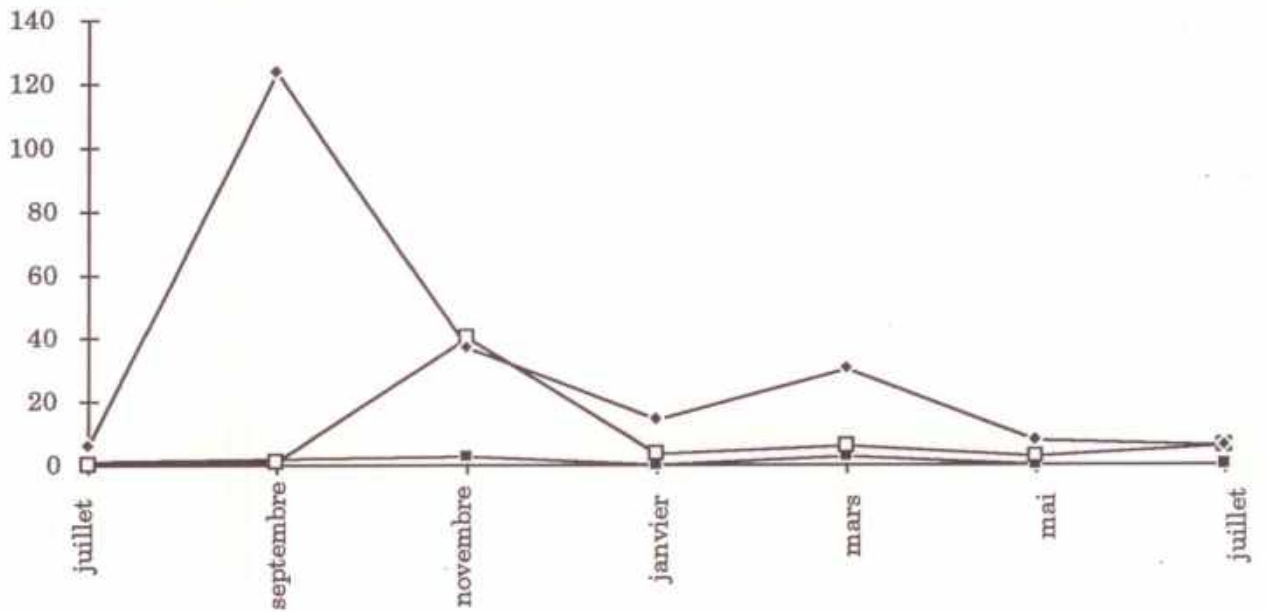


Figure 23 : Evolution de la charge parasitaire moyenne pendant la première, la deuxième et la troisième année de suivi chez *A. niloticus*

—■— première année    —□— deuxième année    —◆— troisième année

Charge parasitaire moyenne

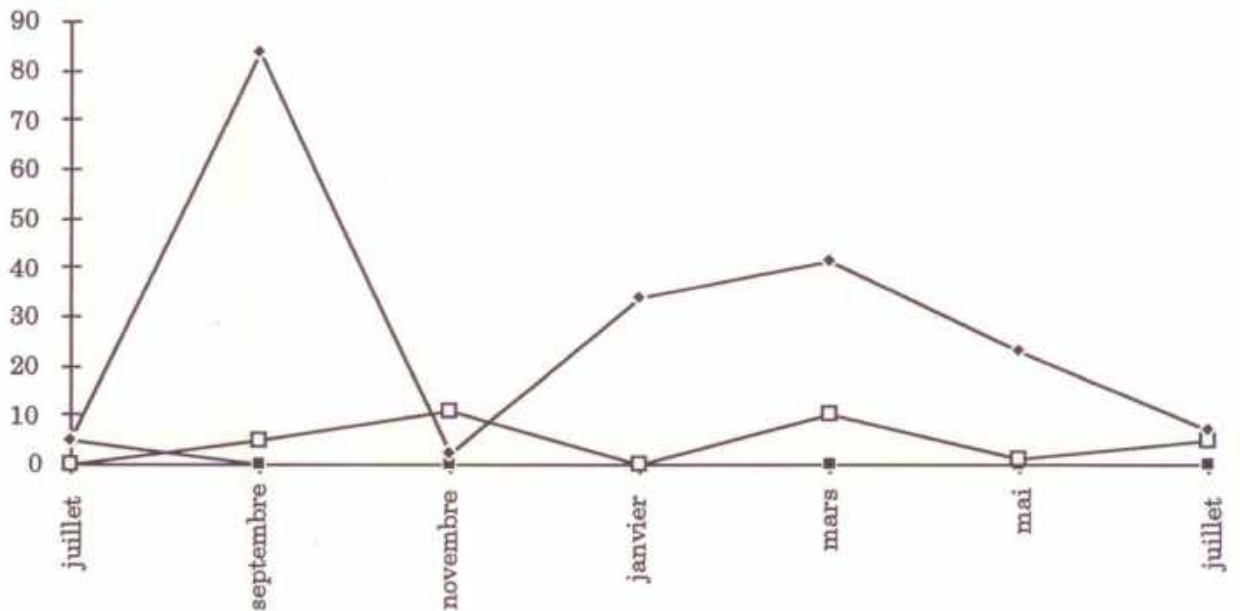


Figure 24 : Evolution de la charge parasitaire moyenne pendant la première, la deuxième et la troisième année de suivi chez *M. huberti*

—■— première année    —□— deuxième année    —◆— troisième année

n'avaient pas du tout d'œuf. Nous avons en outre observé au microscope photonique dans le foie d'un *M. huberti* naturellement infesté et capturé à la station III, la présence d'œufs de *S. mansoni* et de *S. bovis*. La taille des œufs de *S. bovis* observés varie de 158  $\mu\text{m}$  à 223  $\mu\text{m}$  de long sur 42  $\mu\text{m}$  à 63  $\mu\text{m}$  de large. La présence à la fois d'œufs de *S. mansoni* et de *S. bovis* dans le foie montre que ce Rongeur a subi une double infestation.

L'analyse statistique des différences observées entre *A. niloticus* et *M. huberti* donne  $\chi^2 = 0,1918$  pour d.d.l. = 2 donc les différences observées ne sont pas significatives.

Selon la charge parasitaire moyenne et le sex-ratio, nous observons la présence ou l'absence d'œufs dans le foie et les fèces (Tableau XVII).

	Charge parasitaire moyenne $\pm$ SD	Sex-ratio des schistosomes
Rongeurs ayant des œufs dans le foie et les fèces (n = 29)	83,7 $\pm$ 125	1,4 mâles/1 femelle
Rongeurs ayant des œufs uniquement dans le foie (n = 21)	10,5 $\pm$ 16	2,2 mâles/1 femelle
Rongeurs n'ayant des œufs ni dans le foie ni dans les fèces (n = 43)	4 $\pm$ 7,25	4 mâles/1 femelle

**Tableau XVII** : Présence ou absence d'œufs selon la charge parasitaire moyenne et le sex-ratio des schistosomes.

Pour répondre à la question existe-t-il une liaison entre la présence d'œufs, la charge parasitaire, le sex-ratio et l'espèce hôte nous avons d'abord comparé, deux à deux, le sex-ratio, la présence d'œufs et l'espèce hôte par le test de  $\chi^2$ , puis calculé le coefficient de corrélation entre charge parasitaire et présence d'œufs.

La comparaison statistique montre qu'il n'y a aucune liaison entre le sex-ratio et l'espèce hôte ( $\chi^2 = 0,244$  pour d.d.l. = 2). Mais la liaison entre la présence d'œuf et le sex-ratio est hautement significative ( $\chi^2 = 41,5$  pour d.d.l. = 4 et  $P < 0,01$ ).



Le calcul du coefficient de corrélation R montre que la liaison entre la charge parasitaire moyenne et la présence d'œufs est hautement significative quelle que soit l'espèce hôte considérée (Figures 25 et 26).

La présence d'œufs dans le foie et les fèces dépend d'une part du sex-ratio et d'autre part de la charge parasitaire.

### Densité et distribution parasites selon l'espèce hôte

#### Densité parasitaire

La densité parasitaire est le nombre total de parasites prélevés à un moment donné sur le nombre total de Rongeurs examinés.

Elle est estimée à 1,4 pour l'ensemble des Rongeurs capturés pendant les trois années de suivi parasitologique effectué à Richard-Toll et dans ses environs.

La densité parasitaire qui est de 0,07 pour la période 07/90-07/91 est passée à 0,44 pour la période 07/91-07/92 et à 2,21 pour la période 07/92-07/93 (Figure 27). Cette croissance linéaire de la densité parasitaire est fortement corrélée avec l'augmentation régulière de la charge parasitaire et de la prévalence.

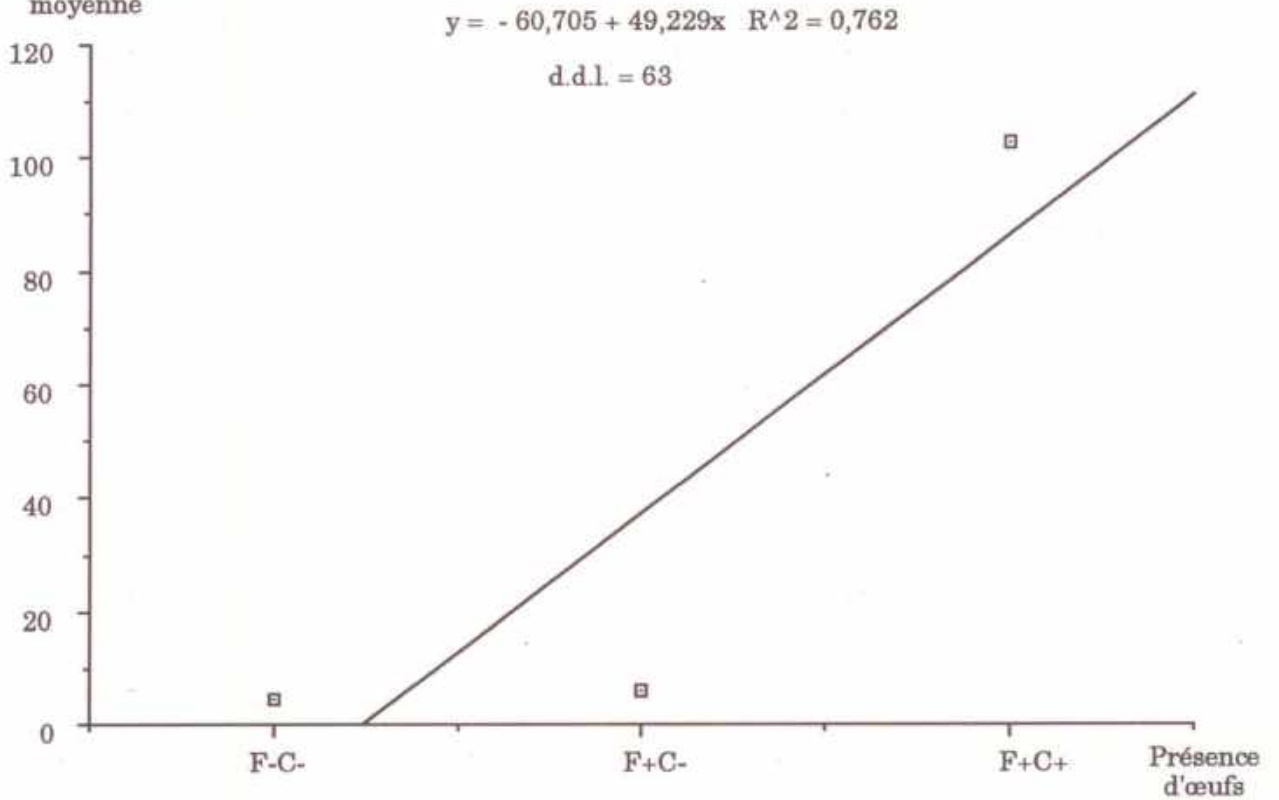
Si on compare l'évolution de la densité parasitaire chez *A. niloticus* et *M. huberti* on constate que les variations observées sont irrégulières et asynchrones d'une espèce à une autre.

#### Relation densité parasitaire / Abondance des Rongeurs

Puisque nous ne connaissons pas la densité réelle des Rongeurs nous allons comparer la densité parasitaire avec l'abondance relative des Rongeurs, en comptant le nombre de Rongeurs capturés à chaque session de piégeage.

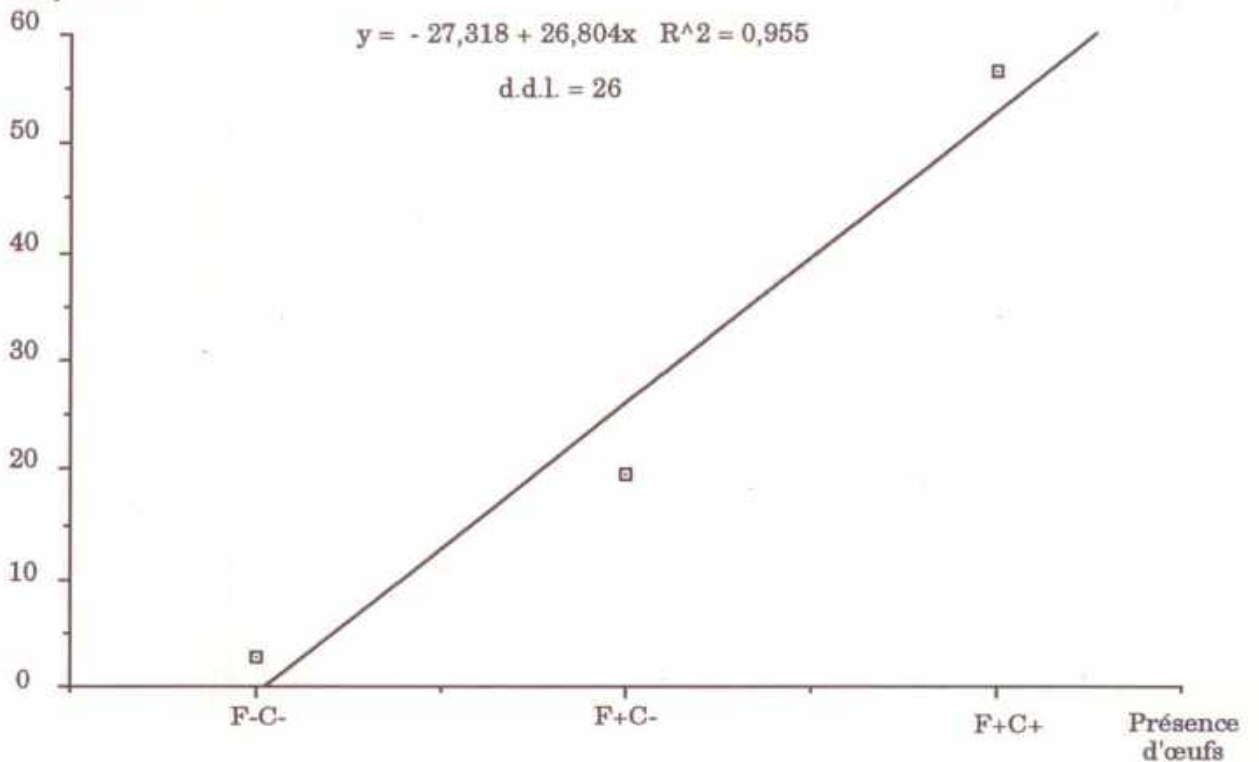
La comparaison de la densité parasitaire avec l'abondance des Rongeurs chez *A. niloticus* et *M. huberti* ne montre aucune corrélation entre les deux variables puisque les sessions de forte abondance des Rongeurs ne correspondent pas aux sessions où la densité parasitaire est la plus élevée (Figures 28, 29).

Charge parasitaire  
moyenne



**Figure 25** : Corrélation entre charge parasitaire moyenne et présence d'œufs dans le foie et les fèces chez *A. niloticus* (F = foie, C = fèces, + = présence d'œufs et - = absence d'œufs)

Charge parasitaire  
moyenne



**Figure 26** : Corrélation entre charge parasitaire moyenne et présence d'œufs dans le foie et les fèces chez *M. huberti* (F = foie, C = fèces, + = présence d'œufs et - = absence d'œufs)

Densité parasitaire

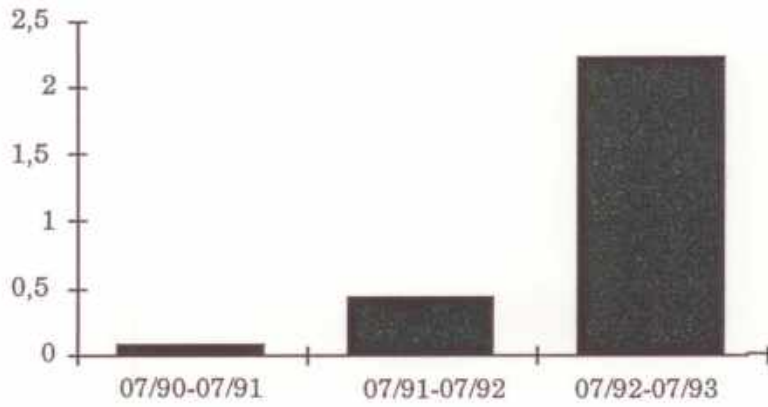


Figure 27 : Variation annuelle de la densité parasitaire chez les Rongeurs naturellement parasités

Densité parasitaire

Abondance relative

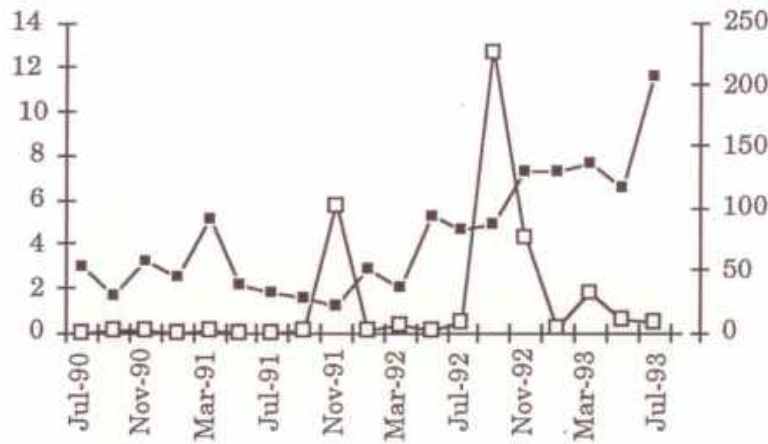


Figure 28 : Courbes montrant l'évolution de la densité parasitaire et de l'abondance relative de *A. niloticus*

□ Densité parasitaire ■ Abondance relative

Densité parasitaire

Abondance relative

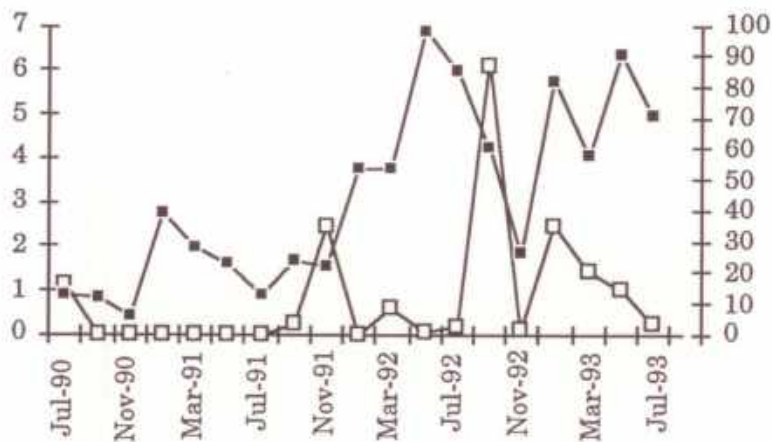


Figure 29 : Courbes montrant l'évolution de la densité parasitaire et de l'abondance relative de *M. huberti*

□ Densité parasitaire ■ Abondance relative

## Distribution parasitaire

La distribution est la répartition des parasites chez les individus hôtes.

L'étude de la distribution parasitaire nous permet de déterminer les relations hôtes - parasites. Trois formes de distribution parasitaire ont été définies selon la valeur du rapport  $S^2/m$  ;  $S^2$  étant la variance de la distribution et  $m$  la moyenne :

- Distribution régulière ou uniforme : dans ce cas la moyenne  $m$  est constante et  $S^2$  est nulle.
- Distribution au hasard : la moyenne est égale à la variance d'où  $S^2/m = 1$ . Cette distribution correspond à la loi de POISSON.
- Distribution contagieuse ou en agrégats : la variance est supérieure à la moyenne ce qui implique que  $S^2/m > 1$ . Cette forme de distribution très fréquente chez les parasites est aussi appelée surdispersion. Chez les Rongeurs naturellement infestés à Richard-Toll, le rapport  $S^2/m$  est largement supérieur à 1. Il est égale à 238,57 chez *A. niloticus* et à 164,39 chez *M. huberti*. Nous avons donc affaire à une surdispersion des parasites chez leurs hôtes. Pour étudier cette surdispersion nous avons appliqué la loi binomiale négative qui est le modèle le plus utilisé en parasitologie. Elle est définie par deux paramètres, la moyenne  $m$  et l'exposant  $k$  de contagion ou d'agrégation ou encore de dispersion. La méthode de calcul utilisée est celle du maximum de vraisemblance décrite par FISHER (1953) in BLISS & FISHER, (1953).

### Chez *A. niloticus*

Pour l'ensemble des *A. niloticus* capturés  $k = 0,0109$  et le degré de dispersion  $1/k = 91,7$ .

Les valeurs annuelles de  $k$  calculées figurent dans le tableau XVIII.

Périodes	Nombre de <i>A. niloticus</i>	Nombre de <i>S. mansoni</i>	Moyenne	$k$	$1/k$
07/90-07/91	315	21	0,067	0,0198	50,5
07/91-07/92	310	184	0,594	0,0152	65,8
07/92-07/93	247	1986	8,040	0,0402	24,9

**Tableau XVIII** : Evolution annuelle du degré de dispersion chez *A. niloticus*.

L'analyse statistique montre que la différence observée entre les fréquences de distribution observées et les fréquences calculées par la méthode binomiale négative est significative si on applique le test du  $\chi^2$  ; par contre les tests de moments T et U décrits par ANSCOMBE (1950) *in* BLISS & FISHER, (1953) montrent que les différences observées ne sont pas significatives. T est la différence entre le troisième moment de l'échantillon et sa valeur déduite des deux premiers moments et U est la différence entre le second moment observé et ses valeurs calculée avec  $k_2$ . Bien que la valeur du  $\chi^2$  soit significative, nous pouvons néanmoins dire qu'il y a homogénéité entre les fréquences observées et les fréquences calculées avec la binomiale négative. En effet, les test des moments ont l'avantage de tenir compte de toutes les valeurs perdues, en groupant les extrêmes d'une distribution observée, lors du calcul de  $\chi^2$ .

Si on considère les stations et les années on constate que la valeur de k reste pratiquement la même car le coefficient de corrélation R calculé est inférieur au seuil de signification donné par la table de corrélation (Figure 30).

#### Chez *M. huberti*

Pour l'ensemble des *M. huberti*  $k = 0,0154$  et le degré de dispersion  $1/k = 64,9$ . La valeur de k augmente régulièrement d'une année à l'autre d'où une diminution du degré de dispersion (Tableau XIX).

Périodes	Nombre de <i>M. huberti</i>	Nombre de <i>S. mansoni</i>	Moyenne	k	1/k
07/90-07/91	120	11	0,092	0,0060	166,7
07/91-07/92	302	95	0,351	0,0139	71,9
07/92-07/93	123	561	4,561	0,0407	24,6

**Tableau XIX** : Evolution annuelle du degré de dispersion chez *M. huberti*.

Le test d'homogénéité avec la binomiale négative par le calcul de  $\chi^2$  montre qu'il n'existe pas de différence significative entre les distributions de fréquence observées et celles calculées.

Comme chez l'espèce *A. niloticus* les variations de k selon les stations et les années ne sont pas significatives chez l'espèce *M. huberti* (Figure 31).

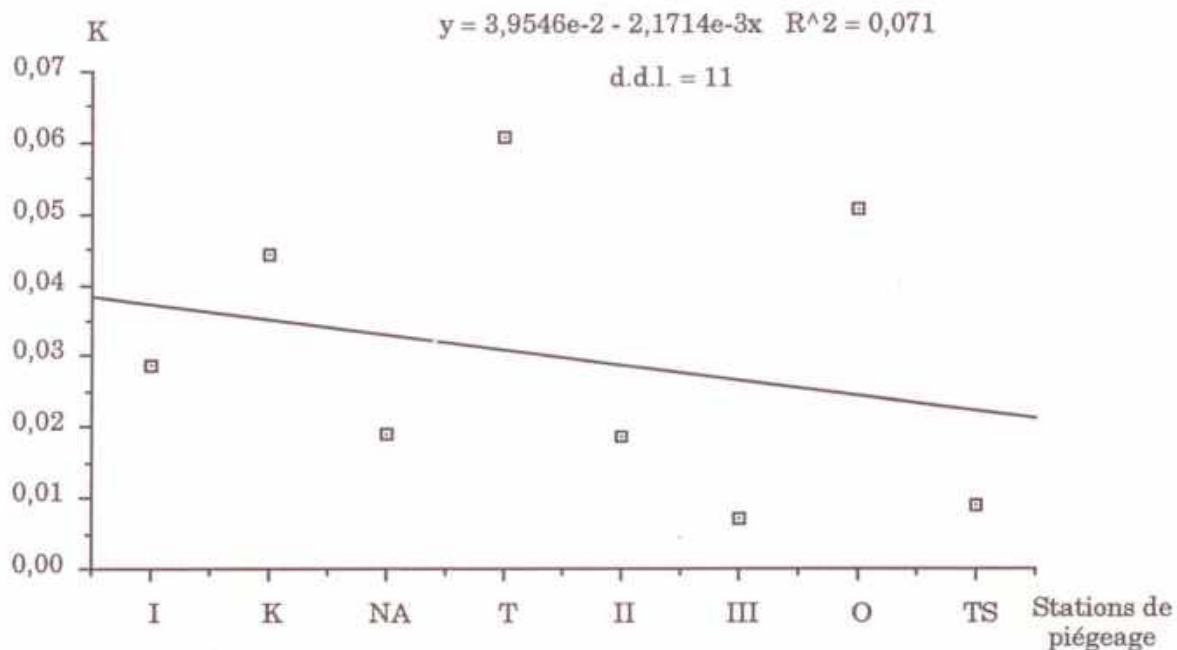


Figure 30 : Courbe de variation du paramètre de dispersion k selon les stations de piégeage chez *A. niloticus*

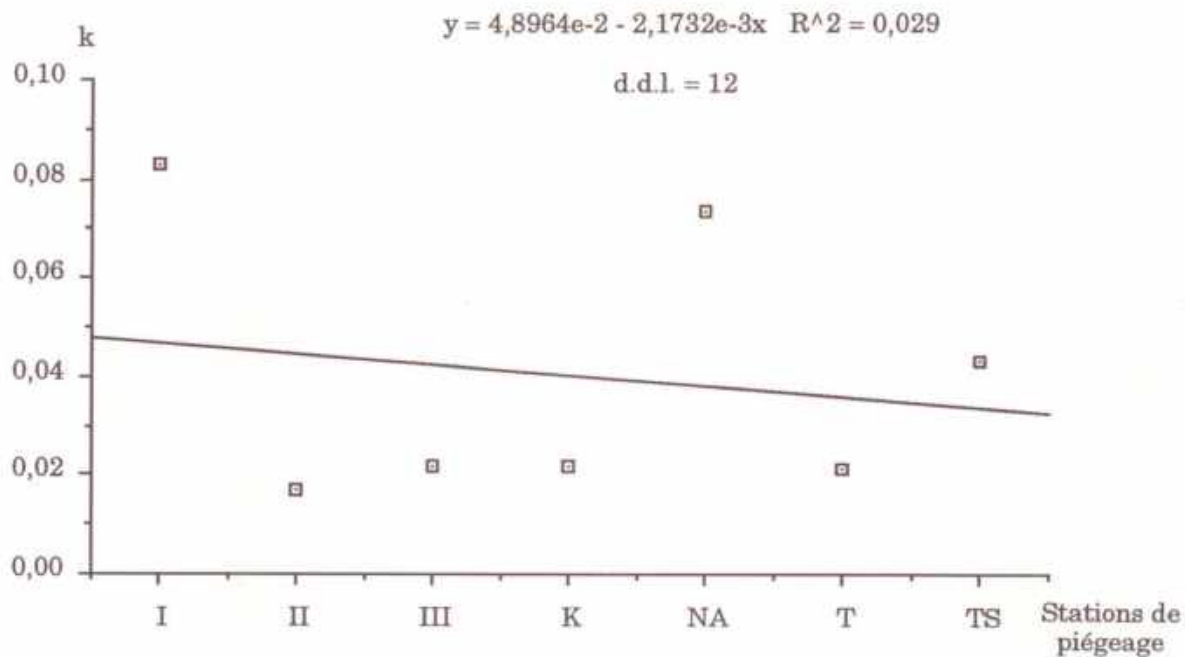


Figure 31 : Variation du paramètre de dispersion k selon les stations de piégeage chez *M. huberti*

## DISCUSSION

L'enquête systématique menée à Richard-Toll et dans ses environs révèle l'existence de deux espèces de Rongeurs (*A. niloticus* et *M. huberti*) naturellement parasitées par *S. mansoni*. Ces deux Rongeurs ont des rythmes d'activité différents. *A. niloticus* a une forte activité diurne et un pic d'activité en tout début de nuit alors que *M. huberti* a une activité basale diurne, pouvant, dans les conditions naturelles, correspondre à des activités limitées à l'intérieur du terrier, et qui augmente avant la tombée de la nuit pour atteindre un maximum entre 20 h et 22 h (DUPLANTIER & GRANJON, 1990).

La récupération de *S. mansoni* adultes chez ces deux espèces de Rongeurs ayant des rythmes d'activité différents nous autorise à avancer deux hypothèses pouvant expliquer l'infestation simultanée de ces hôtes définitifs par une même espèce de parasite surtout si on sait que la rencontre hôte parasite nécessite une corrélation étroite de leur période d'activité. Dans la première hypothèse, il existerait un polymorphisme chronobiologique des furcocercaires qui se traduirait par une émission de larves infestantes aux heures d'activité de *A. niloticus* et de *M. huberti*. THÉRON (1984), en faisant une étude comparative du rythme d'émergence des cercaires de *S. mansoni* d'origine humaine et murine a fait apparaître, en Guadeloupe, deux types chronobiologiques (précoce et tardif). Ces rythmes sont en relation, d'une part avec la structure écologique des foyers d'origine des populations de schistosomes, d'autre part avec le degré de participation de l'hôte réservoir. Il a été démontré que les populations de schistosomes à chronobiologie de type précoce ont été obtenues à partir d'œufs prélevés dans les selles fournies par des malades habitant dans des foyers de type urbanisé dont les sites de transmission sont en eau courante ; alors que les populations à chronobiologie de type tardif ont été obtenues à partir d'œufs prélevés dans les fèces d'hôtes murins capturés dans des foyers dont les sites de transmission sont en eau stagnante. Un an plus tard, il découvre un troisième type chronobiologique (intermédiaire) (THÉRON, 1985) dont les populations de schistosomes, qui le composent, proviennent des foyers à sites de transmission stagnants et dont la dynamique fait intervenir à la fois l'Homme et le Rat. Dans la deuxième hypothèse, l'existence de très fortes densités cercariennes serait suffisante pour occasionner à la fois l'infestation

des Rongeurs diurnes et nocturnes. De telles densités cercariennes ont été observées en Guadeloupe mais dans des sites de transmission en eau stagnante. D'après THÉRON (1984) les eaux stagnantes, en permettant une accumulation des cercaires dans le milieu et donc des densités cercariennes plus fortes en fin de journée, facilitent l'infestation des Rongeurs nocturnes et augmentent les chances de sélection des phénotypes tardifs.

En ce qui concerne le cas de Richard-Toll, si nous considérons uniquement les canaux d'irrigation où nous avons régulièrement récolté des mollusques parasités, nous ne pouvons que retenir la première hypothèse, car nous pensons que dans ce milieu les furcocercaires sont rapidement entraînées par le courant d'eau. Mais il ne faut pas négliger le fait que l'eau des canaux sert à irriguer les champs, où nous avons capturé les Rongeurs, et où l'eau devient stagnante et peut donc permettre une accumulation des furcocercaires infestantes pour les Rongeurs nocturnes.

Les prévalences d'infestation par *S. mansoni* que nous avons observées chez *A. niloticus* et *M. huberti* sont faibles par rapport à celles observées chez *R. rattus* et *R. norvegicus* en Guadeloupe. COMBES & DELATTRE (1981) ont observé des prévalences de 52 % chez *R. rattus* et 37 % chez *R. norvegicus*. IMBERT-ESTABLET (1986) a obtenu respectivement chez *R. rattus* et *R. norvegicus* des prévalences de 72 % et 28 %. Cette différence de prévalence observée entre les Rongeurs naturellement infestés au Sénégal et en Guadeloupe pourrait s'expliquer par l'ancienneté du foyer de la Guadeloupe.

La prévalence d'infestation par *S. mansoni* est indépendante de l'espèce et du sexe de l'hôte. Cependant, elle varie significativement selon l'âge de l'hôte chez les deux espèces étudiées. Si chez l'Homme la prévalence est plus élevée chez les jeunes (TALLA, 1990), il n'en est pas de même chez *A. niloticus* et *M. huberti* où la prévalence d'infestation augmente avec l'âge. Le même phénomène a été observé chez *Rattus rattus* et *Rattus norvegicus* (COMBES & DELATTRE, 1981). Ceci s'explique par le fait que chez les Rongeurs les jeunes restent dans leur nid où la probabilité de rencontre avec le stade infestant du parasite est presque nulle. En outre, les Rongeurs ne quittent pas leur nid avant l'âge de deux à trois semaines (DUPLANTIER *et al.*, 1992) et, les schistosomules ont besoin au moins de quatre semaines pour devenir adultes. Il est donc très peu probable qu'un Rongeur de moins de deux



mois soit parasité. Chez les femelles de *A. niloticus* et de *M. huberti*, tous les individus parasités sont des adultes, par contre chez les mâles, un juvénile de la classe II de chacune de ces deux espèces a été trouvé parasité.

La diminution progressive de la prévalence d'infestation des Rongeurs par *S. mansoni* et de leur charge parasitaire, sur la ligne brisée I, en fonction de l'éloignement de la ville, ajoutée au fait que ce phénomène de régression n'a jamais été observée sur la ligne II, où toutes les stations sont à proximité des habitations humaines, montre que la dynamique de transmission de ce foyer fait intervenir, essentiellement, l'Homme.

Sur la ligne II, la prévalence d'infestation des Rongeurs est plus faible à la station C où la prévalence d'infestation de l'Homme est la plus élevée. Bien que cette station constitue un biotope favorable au développement des Rongeurs et qu'il y ait de l'eau en permanence, elle ne semble pas être contaminée par les déjections humaines. En outre cette station est située derrière le village et le contact entre les hommes et l'eau n'est pas très important, contrairement aux autres stations de la ligne II, qui sont situées soit en bordure du canal principal de Richard-Toll (stations A et B) soit en bordure du canal de la Taouey.

Les charges parasitaires moyennes observées chez *A. niloticus* et *M. huberti* ne sont pas significativement différentes l'une de l'autre. Il n'y a pas de différence significative entre les mâles et femelles de *A. niloticus*. Par contre, chez *M. huberti*, la charge parasitaire est significativement plus élevée chez les femelles que chez les mâles. Cela semble dû à une différence de comportement entre mâles et femelles vis à vis de l'eau.

Les charges parasitaires sont très variables. Les plus élevées ont été observées chez les Rongeurs adultes et plus précisément chez ceux de la cinquième classe. Ceci laisse supposer que les Rongeurs âgés subissent des infestations successives. Cette supposition nous paraît être confirmée par l'observation, chez un même hôte, de schistosomes dont la taille est très variable. Par exemple la longueur des 17 schistosomes mâles récupérés chez *M. huberti* RDT 2960 variait de 2,5 mm à 4,5 mm.

Le déséquilibre du sex-ratio en faveur des mâles, quelle que soit l'espèce hôte considérée est dû, soit à une plus grande aptitude des mâles à pénétrer

et à se développer chez l'hôte, soit à un plus grand nombre des larves mâles dans la nature. Ce déséquilibre a été observé chez *Rattus norvegicus*, naturellement infesté en Guadeloupe (IMBERT-ESTABLET, 1986) et chez *A. niloticus* au laboratoire (MBIELEU, 1990). L'hypothèse explicative de IMBERT-ESTABLET (1986) selon laquelle "les femelles sont plus sensibles à l'environnement défavorable que représente *R. norvegicus*" est proche de notre première hypothèse. Pour BRADLEY (1978) par contre, la dominance des mâles, c'est-à-dire leur plus grand nombre, pourrait être due en partie à une plus grande difficulté à récupérer les femelles lors de la perfusion. Bien que cette plus grande difficulté à récolter les femelles soit réelle, nous ne pouvons pas admettre qu'elle soit la seule cause de ce déséquilibre du sex-ratio. Car, même si le sex-ratio est généralement voisin de l'unité, il peut avoir dans certains cas une valeur très différente.

La faiblesse des densités parasitaires calculées est due aux valeurs très faibles des charges parasitaires observées, car ces deux variables sont fortement corrélées. La densité parasitaire est indépendante de l'espèce et du sexe de l'hôte, mais elle varie selon l'âge de l'hôte.

La surdispersion de *S. mansoni* observée chez *A. niloticus* et *M. huberti* est la règle générale chez les parasites. C'est pourquoi CROFTON (1971) l'a considérée comme une caractéristique des parasites devant être un élément important dans la définition du parasitisme.

Plusieurs modèles ont été proposés par différents auteurs pour expliquer cette forme de distribution des parasites chez leurs hôtes. BLISS & FISHER (1953) ont démontré l'adéquation de la loi binomiale négative à décrire la surdispersion aussi bien chez les végétaux que chez les animaux. Ils considèrent la binomiale négative comme une extension des séries de POISSON dans lesquelles la moyenne  $m$  de la population, n'est pas constante mais varie continuellement dans une distribution proportionnelle à celle du  $\chi^2$ . WILLIAMS (1964) proposait l'utilisation des séries logarithmiques, qui ne tiennent pas compte de la classe zéro, pour décrire la distribution des parasites chez leur hôte (*in* CROFTON, 1971 et PENNYCUICK, 1971). CROFTON (1971) notait que "WILLIAMS's arguments for omitting the zero terms seem to be generally invalid and, in dealing with most metazoan parasites, it can be argued that the number of hosts having no parasites can be most easily and most accurately counted". PENNYCUICK (1971) en commentant l'affirmation de WILLIAMS (1964) selon laquelle, le terme zéro

doit être utilisé avec beaucoup de prudence ou même ignoré puisque tous les hôtes n'ont pas la même chance d'être en contact avec le stade infestant du parasite, disait que "As ignoring the zero term by no means eliminates differences due to the position of the host this term should be included as it plays a significant part in the overall pattern of the infection". Cependant, en étudiant la distribution de fréquences des parasites dans une population de *Gasterosteus aculeatus*, elle a démontré l'adéquation de la loi binomiale négative pour expliquer la distribution des helminthes des genres *Echinorhynchus*, *Diplostomum* et *Schistocephalus*. Cette loi binomiale négative a également été utilisée par CROFTON (1971) pour étudier la distribution de l'acanthocéphale *Polymorphus minutus* chez son hôte intermédiaire, le crustacé *Gammarus pulex*.

La surdispersion pourrait être due, soit à la plus grande susceptibilité d'un petit nombre de Rongeurs qui subissent des infestations successives, soit au fait que les parasites tuent leurs hôtes lorsqu'ils sont trop nombreux. Ceci expliquerait le petit nombre d'hôtes ayant une charge parasitaire élevée et le grand nombre d'hôtes présentant des charges parasitaires très faibles.

Plusieurs auteurs ont tenté d'expliquer la surdispersion et ses conséquences sur la régulation du système hôte-parasite. Pour BRADLEY (1972) la surdispersion des parasites résulterait, en grande partie, de leur agrégation chez quelques uns des hôtes disponibles ; le nombre très élevé de vers entraîne la mort de ces hôtes d'où une diminution de la transmission et par conséquent une régulation considérable de la population d'helminthes. CROFTON (1971), en définissant le terme parasitisme, affirmait que le processus d'infestation produit, ou tend à produire une surdispersion des parasites chez leurs hôtes et que les parasites tuent leurs hôtes surchargés. De cette affirmation, il déduisait qu'un nombre plus important de parasites que d'hôtes meurent et qu'avec la grande capacité reproductrice des espèces parasitaires, il se produit à la fois, une régulation de la taille des populations de parasite et de celles de leurs hôtes. En effet, il disait que cette régulation est un facteur fondamental pour le maintien de l'équilibre dynamique du système hôte-parasite

## CONCLUSION

En définitive, l'étude de la Schistosomiase intestinale à *S. mansoni* chez les Rongeurs sauvages à Richard-Toll nous a permis de déterminer d'une

part les différentes espèces naturellement parasitées et d'autre part les paramètres qui interviennent dans l'infestation de ces Rongeurs.

Les deux Rongeurs naturellement infestés sont *A. niloticus* et *M. huberti*. Une double infestation à *S. mansoni* et *S. bovis* a été observée une fois chez *M. huberti*.

La prévalence et la charge parasitaire semblent être plus élevées chez *A. niloticus* que chez *M. huberti* mais les différences observées ne sont pas significatives. Elles sont indépendantes du sexe de l'espèce hôte. Cependant elles sont significativement plus élevées chez les adultes que chez les jeunes. La prévalence et la charge parasitaire varient aussi selon les stations de piégeage ; elles diminuent progressivement sur la ligne I au fur et à mesure que l'on s'éloigne des habitations humaines. Toutefois elles ont augmenté régulièrement pendant les trois années de suivi.

La présence d'œufs viables dans le foie et les fèces de *A. niloticus* et de *M. huberti* est significativement liée au sex-ratio des vers adultes et à la charge parasitaire.

Les schistosomes sont surdispersés chez les espèces hôtes étudiées. Les valeurs de  $k$  sont très faibles et restent identiques quelle que soit la station de piégeage considérée.

**Deuxième Partie :**

**SUSCEPTIBILITE DE QUATRE  
ESPECES DE RONGEURS A  
L'INFESTATION PAR  
*SCHISTOSOMA MANSONI***

## INTRODUCTION

Conjointement à l'enquête parasitologique effectuée sur le terrain nous avons expérimentalement étudié, au laboratoire, la susceptibilité à l'infestation par *Schistosoma mansoni* des deux espèces de Rongeurs, *Arvicanthis niloticus* et *Mastomys huberti*, que nous avons trouvées naturellement infestées à Richard-Toll. Deux autres espèces ont été étudiées comme témoins. Ce sont : *Mastomys erythroleucus*, appartenant au même genre et ayant le même rythme d'activité que *M. huberti*, et la souris blanche *Mus musculus* communément utilisée au laboratoire.

La susceptibilité des Rongeurs à l'infestation par *S. mansoni* est déterminée à la fois par le taux de réussite de l'infestation, par la fécondité des schistosomes femelles et par la capacité des Rongeurs à maintenir le cycle de développement du parasite. Nous définissons le taux de réussite de l'infestation comme étant le nombre de *S. mansoni* adultes récupérés après perfusion sur le nombre de furcocercaires utilisées pour l'infestation. Pour déterminer la fécondité des *S. mansoni* femelles nous avons, d'une part, évalué le nombre d'œufs par gramme de fèces et d'autre part, testé la viabilité des œufs émis dans le milieu extérieur avec les fèces.

## MATERIEL ET METHODES

### Matériel

Certains *A. niloticus* utilisés pour l'infestation expérimentale ont été capturés dans les Niayes où, à notre connaissance, il n'a jamais été signalé de schistosomose intestinale. Cependant, nous avons à chaque fois pris la précaution d'isoler les Rongeurs et de les tester pendant au moins quatre semaines avant de les infester.

Les *M. huberti* et *M. erythroleucus* utilisés sont nés et ont été élevés jusqu'à l'âge adulte au laboratoire.

Les *Mus musculus* souche SWISS utilisées proviennent de l'élevage du laboratoire.

Les mollusques ont été récoltés dans les Niayes ou à Richard-Toll et élevés au laboratoire.

## Méthodes

### Elevage des mollusques

Les mollusques ont été placés par 10 dans des bacs de 15 cm de long, 10,5 cm de large et 20 cm de hauteur et contenant de l'eau du robinet (vieillie au contact de l'air depuis au moins 15 jours). Ils sont nourris avec de la salade et des haricots verts bouillis, puis séchés et conservés dans un endroit sec. En outre, nous leur donnons de temps en temps de la Tetra Min® pour stimuler leur croissance et leur reproduction. La Tetra Min® est une nourriture de base, pour les poissons, composée de nombreuses substances nutritives d'origine animale et végétale.

L'eau des bacs est changée une fois par semaine.

Les œufs pondus dans les bacs sont laissés en place jusqu'à éclosion. Lorsque les jeunes atteignent environ 5 mm de diamètre, ils sont transférés dans d'autres bacs.

### Elevage des Rongeurs

Les Rongeurs nouveau-nés sont laissés avec leurs parents pendant au moins trois semaines avant d'être isolés. Ils sont ensuite nourris avec un aliment composé, pour rat, donné sous forme de granulés et additionné de pastèque ou de citrouille et de végétaux verts comme de la salade ou des pousses de mil.

### Infestation des mollusques

Le foie et les fèces des Rongeurs parasités sont broyés et filtrés pour récupérer les œufs dans un verre à pied. Les parois du verre sont recouvertes d'un papier aluminium et un foyer lumineux est focalisé au-dessus pendant environ 30 mn pour induire l'éclosion des miracidia.

Les miracidia libérés sont ensuite prélevés un à un à l'aide d'une pipette Pasteur pour infester les mollusques hôtes intermédiaires. Pour cela, ils sont mis individuellement dans un petit récipient contenant de l'eau vieillie plus quatre à cinq miracidia, puis laissés en contact avec les larves pendant toute la nuit. Le lendemain ils sont placés dans des bacs et gardés à l'élevage.

### Comptage des cercaires

Les mollusques infestés sont placés dans un verre à pied contenant de l'eau vieillie et éclairés pendant 30 mn, avec une lampe de table (100 Watts) pour induire l'émission des furcocercaires.

Les furcocercaires émises sont récupérées et comptées. Pour ce faire, à l'aide d'une micropipette, on place dans une salière 100  $\mu$ l de la solution contenant les larves que l'on dénombre sous la loupe.

Cette opération est répétée plusieurs fois pour connaître le nombre moyen  $\bar{x}$  de furcocercaires contenues dans 100  $\mu$ l. Ensuite nous divisons 600 par  $\bar{x}$ , ce qui nous permet d'estimer le nombre de prélèvements de 100  $\mu$ l à effectuer pour récolter 600 furcocercaires.

### Infestation et perfusion des Rongeurs

La méthode d'infestation utilisée est le pataugeage. Les Rongeurs sont placés individuellement dans un bac contenant 100 ml d'eau vieillie dans laquelle ont été placées au préalable les larves infestantes. La hauteur d'eau est d'environ 1 cm. Seules la queue et les pattes des Rongeurs sont immergées.

La durée d'infestation est de 15 mn. Les Rongeurs infestés sont placés dans des cages individuelles et ensuite gardés à l'animalerie pendant sept semaines avant d'être sacrifiés.

La méthode de perfusion utilisée est la même que celle utilisée sur le terrain.

### Comptage des œufs dans les fèces

Nous avons utilisé la méthode de KATO-KATZ, initialement préconisée pour le diagnostic de la Schistosomose intestinale et des Helminthiases gastro-intestinales humaines, modifiée pour adaptation aux Rongeurs.

Les fèces sont introduits sans tamisage dans un gabarit, posé à plat au milieu d'une lame porte-objet, que l'on remplit entièrement et que l'on arase au niveau de sa face supérieure.

Après avoir retiré le gabarit, un carré de cellophane préalablement trempé dans une solution de glycérine à 50 % et de bleu de méthylène



(100 ml d'eau, 100 ml de glycérine, 1 ml de bleu de méthylène en solution aqueuse à 3 %) pendant au moins 24 h est placé sur l'échantillon de fèces.

On retourne la lame sur une autre lame pour étaler uniformément l'échantillon sous le cellophane. On dépose ensuite sur le cellophane une goutte de glycérine et une lamelle.

24 h après la préparation, les lames sont observées en microscopie photonique et les œufs de *S. mansoni* sont comptés.

Le gabarit KATO-KATZ que nous avons utilisé contient 25 mg de fèces. Il faut donc multiplier par 40 le nombre d'œufs observés sur une lame pour obtenir le nombre d'œufs par gramme.

#### Récupération des œufs et éclosion des miracidia

Les Rongeurs sont isolés dans des cages pendant 24 h. Le fond des cages est doublé d'un grillage surélevé de 1 cm et humidifié avec de l'eau physiologique afin d'éviter le dessèchement des fèces et l'éclosion des miracidia. Les fèces passent entre les mailles du grillage et peuvent ainsi être récupérées intactes.

Les fèces récupérées sont broyées, mises dans un verre à pied et lavées avec de l'eau physiologique jusqu'à ce que le liquide surnageant soit clair. A ce moment le liquide de lavage est enlevé avec une pipette Pasteur et on ajoute de l'eau du robinet vieillie.

Le verre à pied est ensuite recouvert d'un papier aluminium et un faisceau lumineux est focalisé au-dessus. Sous l'action combinée de la lumière et de la pression osmotique les miracidia éclosent. Ils sont ensuite récupérés un à un à l'aide d'une pipette Pasteur et comptés.

## RESULTATS

### *Arvicanthis niloticus*

#### Taux de réussite de l'infestation

Nous avons pu récupérer, chez l'ensemble des *A. niloticus* infestés, 2 159 schistosomes adultes (Tableau XX), soit un pourcentage d'adultes récupérés (PAR) de 18 % ± 22 % et une charge parasitaire moyenne de

107,95 ± 130,5 adultes par Rongeur. Ce PAR est très variable. Il s'échelonne entre 1,8 % et 77,7 %.

<i>A. niloticus</i>	Nombre total de <i>S. mansoni</i> récoltés	Charge parasitaire moyenne ± SD	PAR (%)
mâles (10)	1040	104 ± 133	17,33
femelles (10)	1119	111,9 ± 134,6	18,65

**Tableau XX** : Etude du taux de réussite de l'infestation par *S. mansoni* chez les mâles et femelles de *A. niloticus*

Les femelles hébergeaient 1119 *S. mansoni* adultes, soit une charge parasitaire moyenne de 111,9 ± 134,6 et un PAR de 18,65 %.

Les mâles hébergeaient 1040 *S. mansoni* adultes soit une charge parasitaire moyenne de 104 ± 133 et un PAR de 17,33 %.

La comparaison statistique des résultats obtenus chez les mâles et les femelles de *A. niloticus* par le test du  $\chi^2$  montre que les différences observées selon le sexe du Rongeur ne sont pas significatives ( $\chi^2 = 1,7$  et  $P > 0,05$ ).

Au cours de cette étude nous avons constaté que 60 % des *A. niloticus* infestés avaient perdu du poids alors que les 40 % restants avaient gagné du poids.

#### Fécondité des femelles de *S. mansoni*

Les examens coprologiques hebdomadaires effectués chez les *A. niloticus* infestés expérimentalement montrent que :

- 14,3 % des *A. niloticus* commencent à éliminer des œufs dans le milieu extérieur six semaines après l'infestation et 71,0 %, sept semaines après l'infestation
- 14,3 % des *A. niloticus* n'avaient pas d'œufs dans les fèces.

Tous les *A. niloticus* ont des œufs dans le foie et 90 % dans le foie et les fèces.

Les tests d'éclosion révèlent que seuls 40 % des *A. niloticus* qui éliminaient des œufs donnaient des œufs viables, donnant naissance à des miracidia.

Les nombres d'œufs par gramme de fèces éliminés dans le milieu extérieur et de miracidia éclos par 24 h varient considérablement selon les

individus (Tableau XXI). Pour les 10 *A. niloticus* testés nous avons dénombré en moyenne 300 œufs par gramme de fèces et 19,2 miracidia éclos par 24 h.

Si nous tenons compte des différents lots de furcocercaires utilisées pour l'infestation, en mettant dans un même lot les *A. niloticus* infestés par des furcocercaires émises par les mêmes *B. pfeifferi*, nous pouvons distinguer quatre lots de Rongeurs (Tableau XXII).

- Dans le lot 1, nous avons récupéré en moyenne 161 mâles et 7 femelles de *S. mansoni* par Rongeur soit un sex-ratio de 23. Au total nous avons dénombré 60 œufs par gramme de fèces soit des moyennes de  $20 \pm 35$  œufs par gramme de fèces et par Rongeur et de trois œufs par gramme de fèces et par schistosome femelle. Ces œufs éliminés dans le milieu extérieur ne sont pas viables, car aucune éclosion de miracidium n'a été observée.

- Dans le lot 2, chaque *A. niloticus* hébergeait en moyenne 70,7 mâles et 50 femelles soit un sex-ratio de 1,4. Les trois individus ont éliminé en moyenne  $180 \pm 100$  œufs par gramme de fèces et 3,6 œufs par gramme et par schistosome femelle. Comme dans le premier lot il n'y a pas eu d'éclosion de miracidium.

- L'ensemble des *A. niloticus* du lot 3 hébergeaient 583 mâles et 269 femelles soit une moyenne de 194,3 mâles et 89,7 femelles de *S. mansoni*. Le sex-ratio est de 2,1. Nous avons dénombré 2 120 œufs pour l'ensemble des Rongeurs du lot 3 soit environ  $707 \pm 291$  œufs par gramme de fèces et 7,9 œufs par gramme et par schistosome femelle. Dans ce lot nous avons pu faire éclore 186 miracidia après exposition à la lumière des fèces recueillis pendant 24 h, soit 62 miracidia par 24 h et par Rongeur et 0,7 œufs par 24 h et par femelle de *S. mansoni*.

- Le lot 4 comprend un seul *A. niloticus* qui hébergeait 31 *S. mansoni* adultes dont 17 mâles et 14 femelles. Le sex-ratio est égal à 1,2. Ce Rongeur a éliminé 280 œufs par gramme de fèces. Il a excrété, en 24 h, six œufs viables qui ont donné des miracidia.

La comparaison des trois premiers lots nous permet de constater les éléments suivants :

- Le nombre d'œufs par gramme de fèces semble varier en fonction du nombre de *S. mansoni* femelles. En effet, nous avons pu observer que plus le nombre moyen de schistosomes femelles par Rongeur augmente, plus le nombre moyen d'œufs par gramme de fèces et par Rongeur semble augmenter. Toutefois, l'analyse statistique, par le calcul du coefficient de

corrélation R, ne montre pas, chez *A. niloticus*, de liaison significative entre le nombre d'œufs par gramme de fèces et le nombre de schistosomes femelles hébergées. La valeur absolue de R est égale à 0,603 pour un degré de liberté égal à 8 (Figure 32).

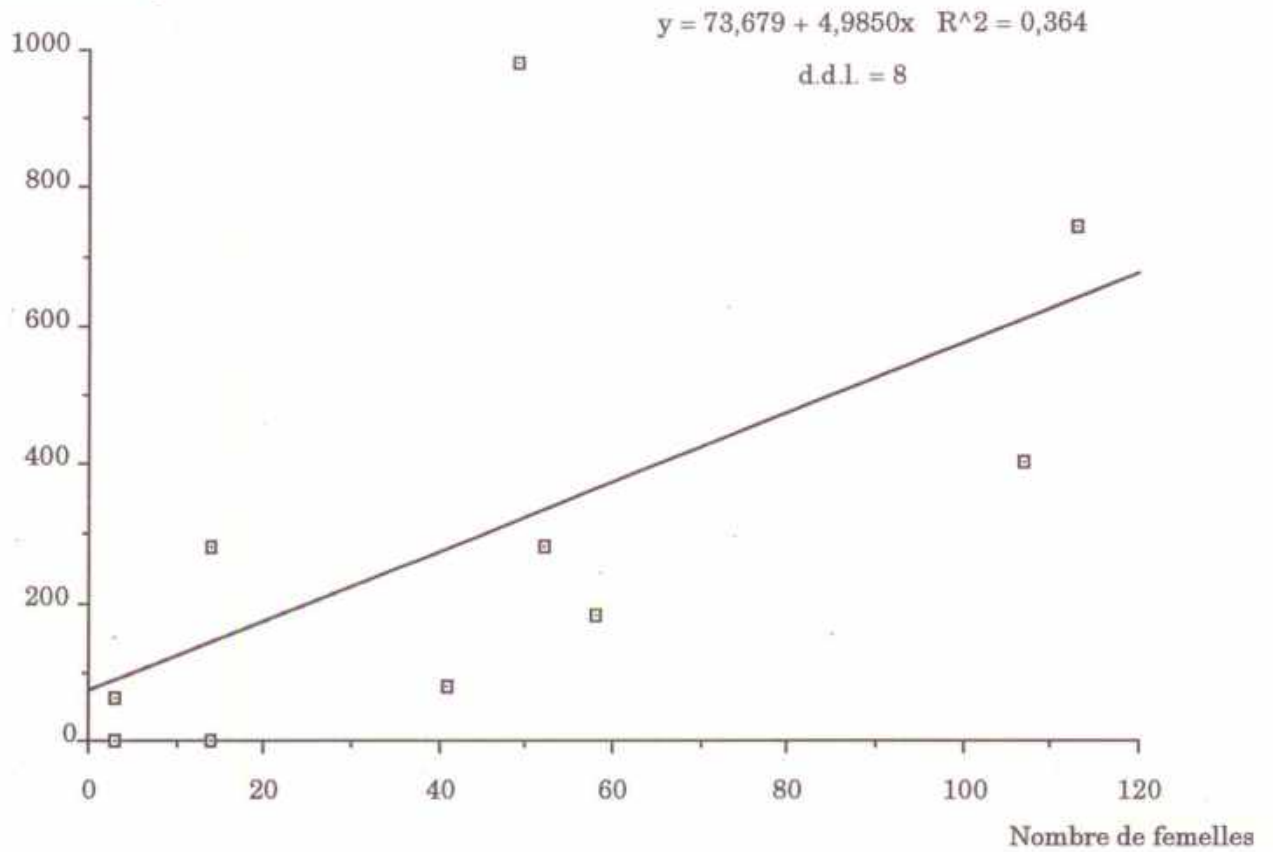
N° Rongeur	Nombre de <i>S. mansoni</i>		Sex- ratio	Nombre œ / g	Nombre œ / g / Smf	Nombre de mir / 24 h	Nombre de mir / 24 h / Smf
	mâles	femelles					
MBA 648	22	3	7,3	0	0	0	0
MBA 670	8	3	2,7	60	20	0	0
MBA 558	452	14	32,3	0	0	0	0
MBA 671	26	41	0,6	80	1,9	0	0
MBA 667	74	58	1,3	180	3,1	0	0
MBA 669	112	52	2,1	280	0	0	0
RET 87	112	49	2,3	980	20	40	0,8
RET 108	207	107	1,9	400	3,7	12	0,1
RET 104	264	113	2,3	740	6,5	134	1,2
E 199/I	17	14	1,2	280	20	6	0,4

**Tableau XXI** : Nombre d'œufs (œ) par gramme de fèces et de miracidia (mir) éclos par 24 h chez *A. niloticus* (A. n) ; (Smf = *Schistosoma mansoni* femelle)

N° lot furco- cercaires	N° Rongeur	Nombre moyen de <i>S. mansoni</i>		Sex- ratio	Nombre œ / g / A. n	Nombre œ / g / Smf	Nombre de mir / 24 h / A. n
		mâles	femelles				
1	MBA 648	160,7	6,7	23,9	20	3	0
	MBA 670						
	MBA 558						
2	MBA 671	70,7	50	1,4	180	3,6	0
	MBA 667						
	MBA 669						
3	RET 87	194	89,7	2,1	707	7,9	62
	RET 108						
	RET 104						
4	E / 199 / I	17	14	1,2	280	20	6

**Tableau XXII** : Nombre d'œufs (œ) par gramme de fèces et de miracidia (mir) éclos par 24 h selon les lots de cercaires chez *A. niloticus* (A. n) ; (Smf = *Schistosoma mansoni* femelle)

Nombre d'œufs / g



**Figure 32 :** Corrélation entre le nombre d'œufs par gramme de fèces et le nombre de *S. mansoni* femelles chez *A. niloticus*

## Cycle de développement

Chez *A. niloticus* nous avons pu maintenir le cycle de développement de *S. mansoni* pendant deux générations successives (Figure 33).

La souche utilisée a été extraite d'un *A. niloticus* naturellement infesté à Richard-Toll.

Nous avons induit l'éclosion des miracidia contenus dans les œufs de cet *A. niloticus* et infesté 25 *B. pfeifferi* qui, cinq semaines plus tard, émettaient des furcocercaires infestantes pour d'autres Rongeurs. Le taux de réussite de l'infestation chez ces mollusques était de 40 % cinq semaines après l'infestation et de 44 % six semaines après l'infestation.

Avec ces furcocercaires de première génération, nous avons infesté deux autres *A. niloticus* qui ont donné, huit semaines plus tard, des miracidia de deuxième génération utilisés pour infester d'autres *B. pfeifferi* et obtenir des furcocercaires de deuxième génération. Ces dernières ont été utilisées pour infester un *A. niloticus*, un *M. erythroleucus* et un *M. huberti*.

Au terme de ce passage nous n'avons pu obtenir que des *S. mansoni* mâles chez *A. niloticus* et *M. erythroleucus* ; aucun schistosome n'a été récupéré chez *M. huberti*.

Signalons que parallèlement à chaque passage chez *A. niloticus*, d'autres Rongeurs (*M. erythroleucus* et *M. huberti*) ont été infestés, afin de vérifier s'il y a ou non altération de l'infectivité des furcocercaires en passant d'une espèce à une autre. Les résultats obtenus montrent que les furcocercaires gardent une bonne infectivité. En effet, les deux espèces du genre *Mastomys* infestées avec les furcocercaires de première génération ont toutes donné naissance à des miracidia puis à des furcocercaires de deuxième génération infestantes.

## *Mastomys huberti*

### Taux de réussite de l'infestation

Le PAR est de 11,5 %, il varie entre 0,8 % et 25 % selon le *M. huberti* considéré. Les Rongeurs infestés hébergeaient au total 1 380 schistosomes, soit une charge parasitaire moyenne de  $69 \pm 47,2$ . Le sex-ratio était de 1,5.

Le PAR apparaît plus élevé chez les femelles que chez les mâles de *M. huberti* mais la différence observée n'est pas significative.

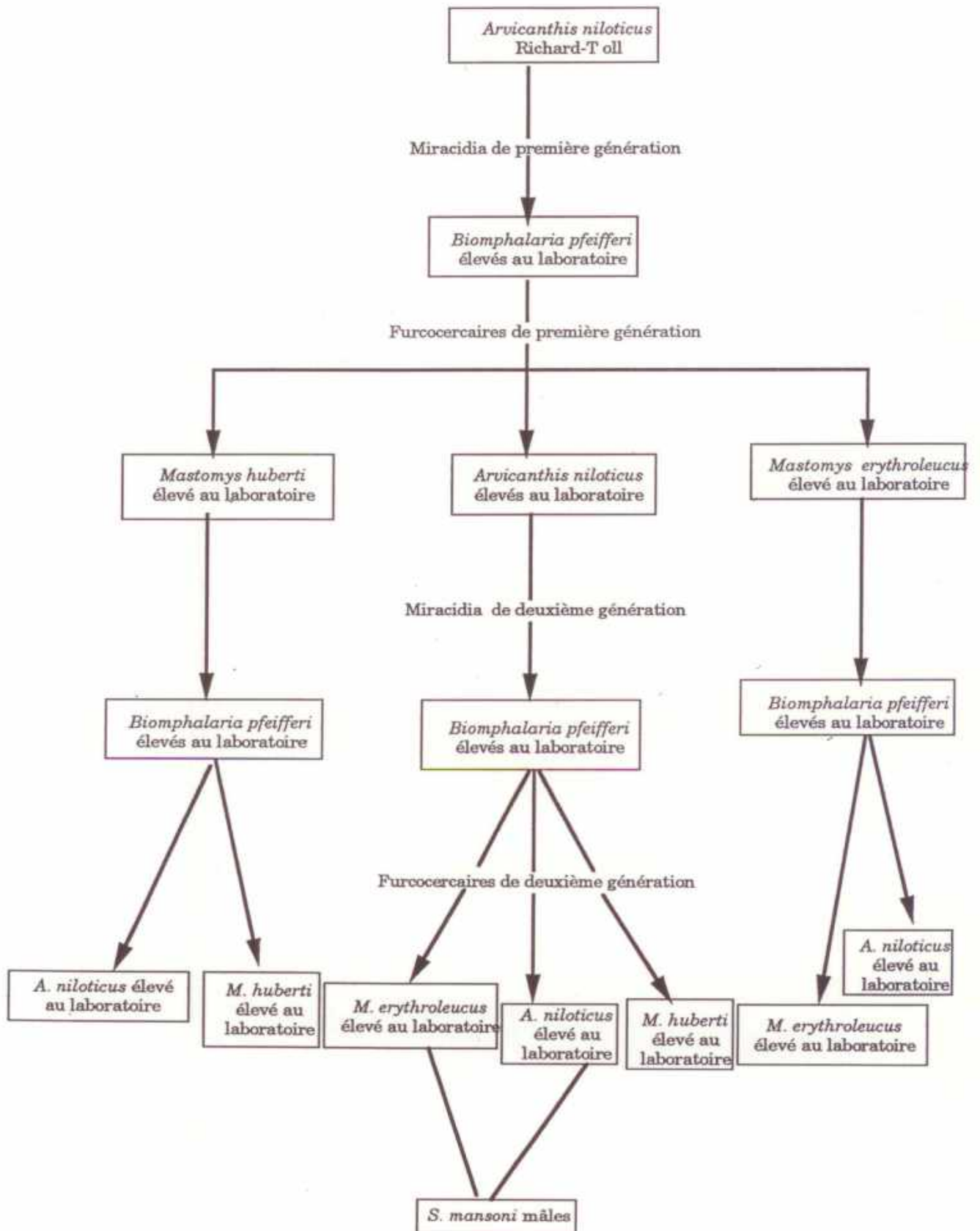


Figure 33 : Maintenance d'une souche de *S. mansoni* d'origine *A. niloticus*

- Chez les femelles, le PAR est égal à 12,2 % et la charge parasitaire moyenne à  $72,9 \pm 46,9$  schistosomes adultes par Rongeur.
- Chez les mâles, le PAR est égal à 10,85 % et la charge parasitaire moyenne à  $65,1 \pm 49,7$  schistosomes adultes (Tableau XXIII).

Au cours de l'expérience, 45 % de l'ensemble des *M. huberti* avaient perdu du poids alors que 50 % en avaient gagné et que 5 % n'avaient pas changé de poids.

<i>M. huberti</i>	Nombre total de <i>S. mansoni</i> récoltés	Charge parasitaire moyenne	PAR (%)
mâles (10)	651	$65,1 \pm 49,7$	10,85
femelles (10)	729	$72,9 \pm 46,9$	12,15

**Tableau XXIII** : Etude du taux de réussite de l'infestation par *S. mansoni* chez les mâles et femelles de *M. huberti*.

#### Fécondité des femelles de *S. mansoni*

Les *M. huberti* expérimentalement infestés commencent à éliminer des œufs avec les fèces sept semaines après l'infestation.

La recherche d'œufs de *S. mansoni* dans le foie et les fèces par la méthode d'examen directe révèle que 83,3% des Rongeurs infestés expérimentalement ont des œufs dans le foie et que 72,2 % ont des œufs dans le foie et les fèces. Seuls les *M. huberti* n'hébergeant que des vers mâles ne présentent pas d'œufs.

Le test de viabilité des œufs montre que, parmi les *M. huberti* évacuant des œufs, seuls 50 % présentent dans leurs fèces des œufs capables de libérer des miracidia.

Le nombre d'œufs par gramme de fèces, évalué par la méthode de KATO-KATZ, s'échelonne de 0 à 1 800 selon les individus et le nombre de miracidia éclos varie de 0 à 270 (Tableau XXIV). En moyenne un *M. huberti* excrète 664 œufs par gramme de fèces et 60,6 œufs viables, donnant des miracidia, par 24 heures.

En procédant de la même façon que chez *A. niloticus*, c'est-à-dire en mettant dans un même lot les *M. huberti* infestés avec des furcocercaires émises par le même *B. pfeifferi*, nous avons obtenu quatre lots de Rongeurs (Tableau XXV) :



N° Rongeur	Nombre de <i>S. mansoni</i>		Sex- ratio	Nombre œ / g	Nombre œ / g / Smf	Nombre de mir / 24 h	Nombre de mir / 24 h / Smf
	mâles	femelles					
E 81 / II	21	9	2,3	560	62,2	50	5,5
E 81 / II	58	67	0,9	640	9,6	270	4
E 81 / II	33	8	4	260	32,5	0	0
E 106 / I	47	22	2,1	880	40	0	0
E 97 / II	17	0		0	0	0	0
E 97 / II	70	0		0	0	0	0
E 97 / II	11	0		0	0	0	0
E 78 / III	39	67	0,6	1780	26,6	13	0,2
E 97 / II	41	53	0,8	720	13,6	162	3,1
E 194 / I	29	42	0,7	1800	42,9	111	2,6

**Tableau XXIV** : Nombre d'œufs (œ) par gramme de fèces et de miracidia (mir) éclos par 24 h chez *M. huberti* (M. h) ; (Smf = *Schistosoma mansoni* femelle)

N° lot furco- cercaires	N° Rongeur	Nombre moyen de <i>S. mansoni</i>		Sex- ratio	Nombre œ / g / M. h	Nombre œ / g / Smf	Nombre de mir / 24 h / M. h
		mâles	femelles				
1	E 81 / II	39,5	38	1,04	600	15,8	160
	E 81 / II						
2	E 81 / II	40	15	2,7	570	38	0
	E 106 / I						
3	E 97 / II	32,7	0		0	0	0
	E 97 / II						
	E 97 / II						
4	E 78 / III	36,3	54	0,7	1433	79,6	95,3
	E 97 / II						
	E 194 / I						

**Tableau XXV** : Nombre d'œufs (œ) par gramme de fèces et de miracidia (mir) éclos par 24 h selon les lots de cercaires chez *M. huberti* (M. h) ; (Smf = *Schistosoma mansoni* femelle)

- les Rongeurs des lots 1 et 4 hébergeaient des *S. mansoni* mâles et femelles et excrétaient des œufs viables capables de donner naissance à des miracidia infestants pour les mollusques hôtes intermédiaires ;
- dans le lot 2, les *M. huberti* hébergeaient des mâles et des femelles de schistosomes, mais les œufs excrétés avec les fèces n'étaient pas viables ; aucune éclosion de miracidium n'a été observée ;
- les Rongeurs du lot 3 n'hébergeaient que des mâles, d'où absence d'œufs dans les fèces et par suite absence de miracidium ;

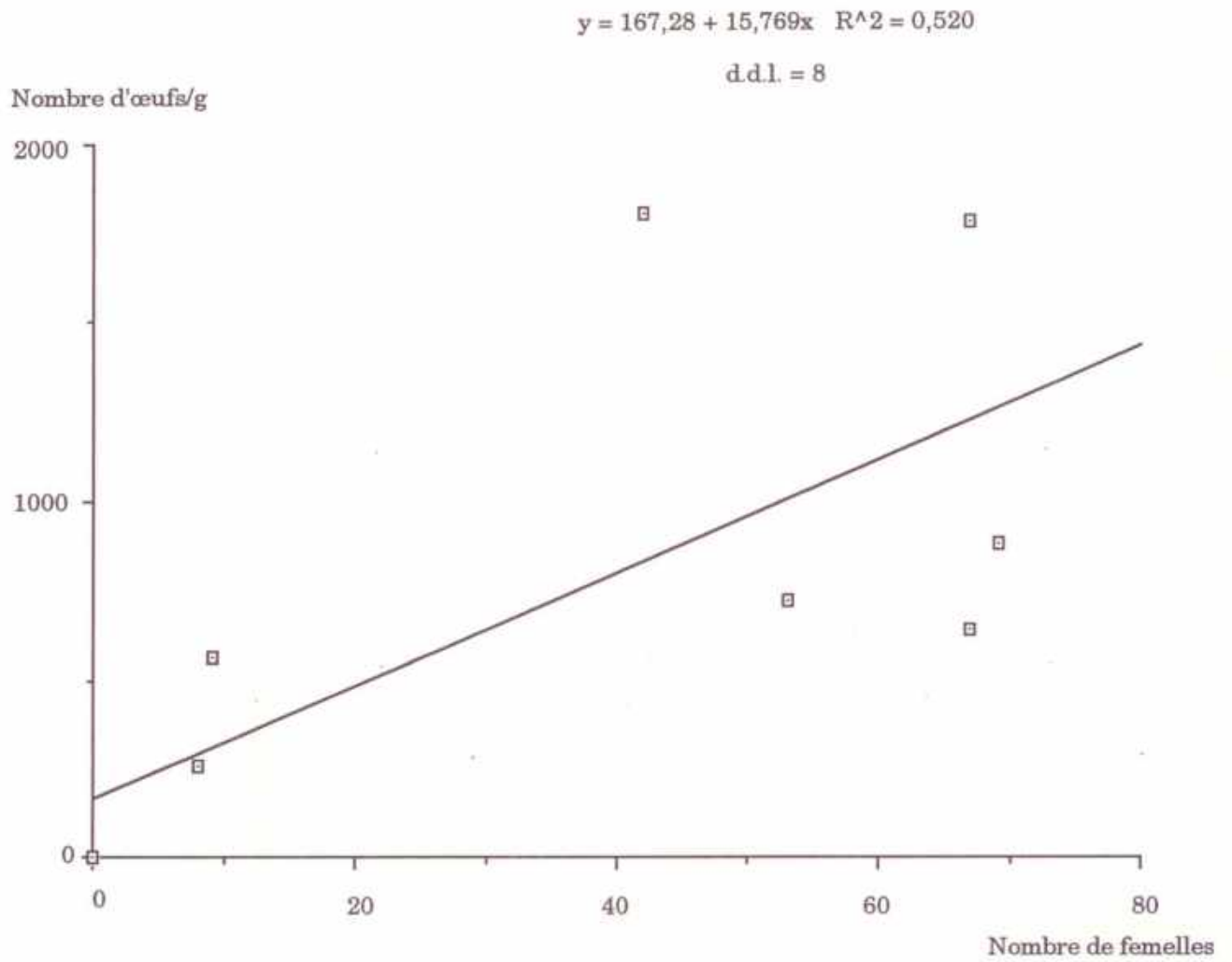
En comparant les différents lots, nous constatons, qu'en moyenne, le nombre d'œufs par gramme de fèces et par *M. huberti* augmente au fur et à mesure que le nombre de femelles par Rongeur augmente et que le sex-ratio des parasites diminue. L'analyse statistique, basée sur le calcul du coefficient de corrélation, montre que chez *M. huberti* il existe une liaison significative entre le nombre de femelles de *S. mansoni* hébergées et la quantité d'œufs éliminés à l'extérieur avec les fèces (Figure 34). Cependant le nombre de miracidia éclos par 24 h ne dépend ni du nombre de schistosomes femelles ni du sex-ratio.

L'éclosion de miracidium n'a été observée que dans les lots 1 et 4. Si nous pouvons facilement expliquer l'absence de miracidium dans le lot 3 par la présence de schistosomes mâles et l'absence de femelles ; il n'en est pas de même du lot 2 où chaque Rongeur héberge en moyenne 15 *S. mansoni* femelles et excrète 570 œufs par gramme de fèces.

#### Cycle de développement

La souche utilisée a été extraite d'un *M. huberti* naturellement infesté à Richard-Toll (Figure 35).

Les œufs viables récupérés dans le foie et les fèces de ce Rongeur ont donné naissance à des miracidia avec lesquels nous avons infesté des *B. pfeifferi*. Ces derniers ont émis des furcocercaires infestantes. Un *M. huberti* et un *M. erythroleucus* élevés au laboratoire ainsi qu'un *A. niloticus* capturé dans les Niayes ont été infestés avec ces furcocercaires puis autopsiés huit semaines plus tard. Mais tous les schistosomes récupérés étaient des mâles longs, fins et enchevêtrés.



**Figure 34 :** Corrélation entre le nombre d'œufs par gramme de fèces et le nombre de *S. mansoni* femelles chez *M. huberti*

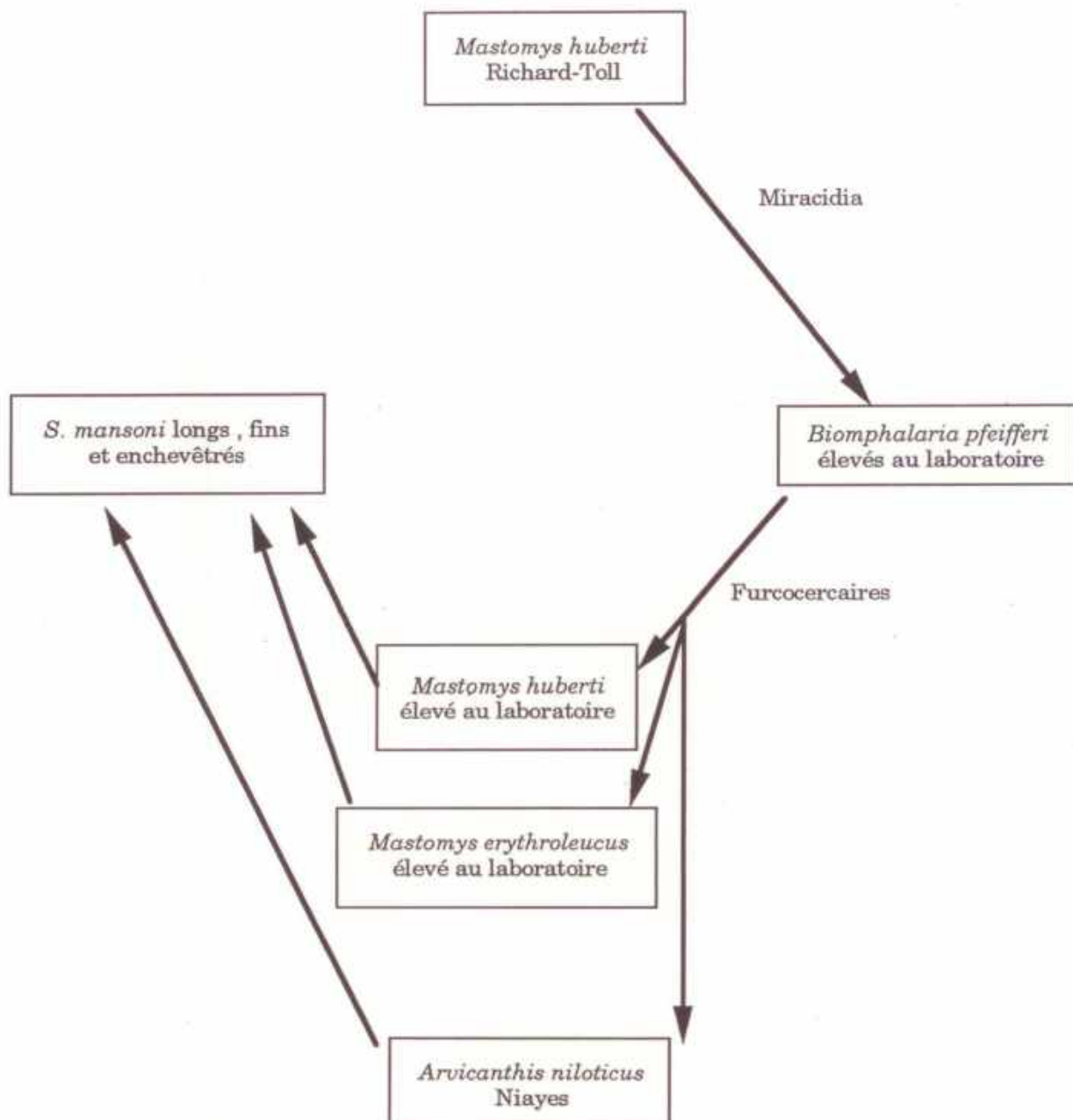


Figure 35 : Maintenance d'une souche de *S. mansoni* d'origine *M. huberti*

### *Mastomys erythroleucus*

#### Taux de réussite de l'infestation

Le taux de réussite de l'infestation (PAR) est de 8,4 % pour l'ensemble des *M. erythroleucus* expérimentalement infestés (Tableau XXVI). Comme chez *A. niloticus* et *M. huberti*, le PAR est très variable selon les individus, il s'échelonne de 1 à 28,7 %. En moyenne un *M. erythroleucus* héberge  $50,5 \pm 41,6$  schistosomes. Le sex-ratio est estimé à 2,4 au profit des mâles.

Le nombre de *S. mansoni* récupérés après perfusion est significativement plus élevé chez les mâles que chez les femelles de *M. erythroleucus* ( $\chi^2 = 25,3$  et  $P > 10^{-6}$ ):

- les mâles avaient un PAR de 9,75 % et une charge parasitaire moyenne de  $58,5 \pm 49$  schistosomes ;
- les femelles avaient un PAR de 7,08 % et une charge parasitaire moyenne de  $42,5 \pm 33,4$  schistosomes.

A l'autopsie nous avons observé un gain de poids chez 31,5 % et une perte chez 63 % des *M. erythroleucus*.

<i>M. erythroleucus</i>	nombre total de <i>S. mansoni</i> récoltés	charge parasitaire moyenne	PAR (%)
mâles (10)	585	$50,5 \pm 49$	9,75
femelles (10)	425	$42,5 \pm 33,4$	7,08

**Tableau XXVI :** Etude du taux de réussite de l'infestation par *S. mansoni* chez les mâles et femelles de *M. erythroleucus*.

#### Fécondité des femelles de *S. mansoni*

Tous les *M. erythroleucus*, qui hébergeaient des mâles et femelles de *S. mansoni* et qui ont été autopsiés, présentaient des œufs dans le foie. Parmi eux, 87,5 % présentaient des œufs à la fois dans le foie et les fèces.

La quantité d'œufs par gramme de fèces éliminés dans le milieu extérieur variait de 0 à 880 selon le Rongeur considéré. En moyenne, ces Rongeurs éliminaient 266,7 œufs par gramme de fèces. Cependant, seuls 55,5 % des *M. erythroleucus* ayant des œufs dans les fèces produisaient des œufs viables. Les *M. erythroleucus* infestés et testés éliminaient en

moyenne 51,7 œufs viables (donnant naissance chacun à un miracidium) par 24 h et par Rongeur (Tableau XXVII).

Comme chez les espèces précédemment étudiées, la répartition des *M. erythroleucus* en fonction des lots de furcocercaires nous permet de constater que le nombre d'œufs par gramme de fèces et le nombre de miracidia éclos varient en fonction du lot de furcocercaires étudié. De plus, le nombre moyen d'œufs par gramme de fèces et par Rongeur semble être lié au nombre de *S. mansoni* femelle. L'analyse statistique montre que cette liaison est significative (Figure 36). Cependant il n'y a pas de liaison significative entre le nombre de miracidia éclos par 24 h et le nombre de *S. mansoni* femelle.

L'absence de miracidia a été noté dans les lots 2 et 3 où nous avons observé respectivement les nombres les plus élevés et les plus faibles de *S. mansoni* femelles ainsi que la plus grande et la plus petite quantité d'œufs par gramme de fèces et par Rongeur (Tableau XXVIII).

#### Cycle de développement

Au laboratoire nous avons réalisé deux passages chez *M. erythroleucus* et infesté d'autres espèces de Rongeurs avec la souche obtenue après le premier passage chez ce Rongeur (Figure 37).

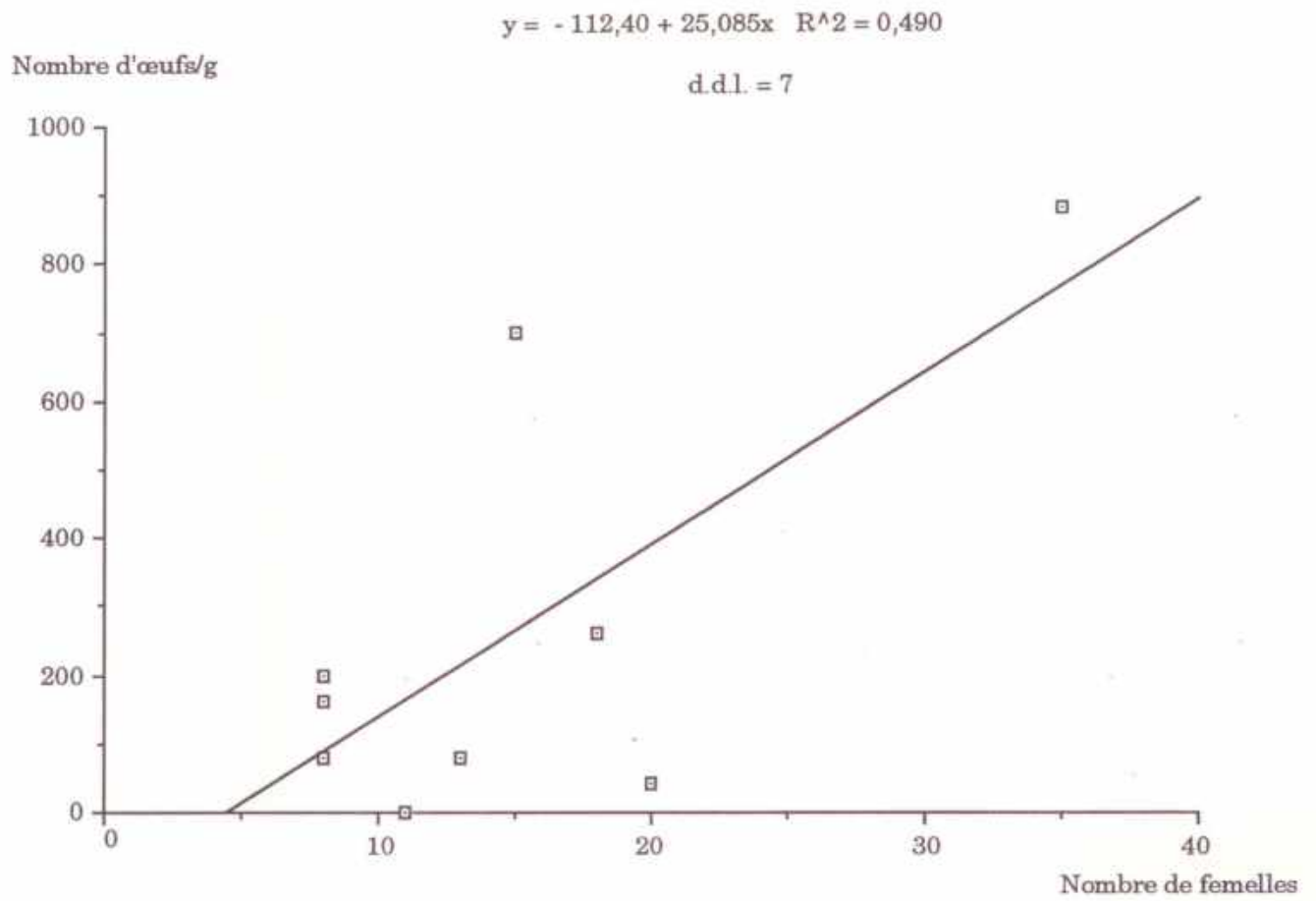
Un *M. erythroleucus* a été expérimentalement infesté avec des furcocercaires émises par des *B. pfeifferi* naturellement infestés à Richard-Toll. Au bout de huit semaines, le Rongeur a été autopsié et des schistosomes mâles et femelles ont été récupérés. Des *B. pfeifferi* ont ensuite été infestés avec les miracidia récupérés au niveau du foie et des fèces. Cinq semaines après l'infestation, les *B. pfeifferi* infestés ont émis des furcocercaires avec lesquelles nous avons infesté un *M. erythroleucus*, un *M. huberti*, un *A. niloticus* et deux *M. musculus*. Huit semaines après l'infestation, par perfusion, nous avons trouvé des schistosomes mâles et femelles et, par autopsie, des œufs dans le foie et les fèces de *M. erythroleucus* et *A. niloticus*. Toutefois, nous n'avons pas pu faire éclore les œufs récupérés chez ces deux espèces. Dans le même temps, chez *M. huberti* et *M. musculus* nous n'avons obtenu que des mâles de schistosomes.

N° Rongeur	Nombre de <i>S. mansoni</i>		Sex- ratio	Nombre œ / g	Nombre œ / g / Smf	Nombre de mir / 24 h	Nombre de mir / 24 h / Smf
	mâles	femelles					
E 94 / II	157	15	10,5	700	46,7	391	26,1
E 94 / I	35	20	1,75	40	2	9	0,45
MBA 589	17	13	1,3	80	6,2	14	1,1
E 105 / III	53	35	1,5	880	25,1	0	0
MBO 209	11	11	1	0	0	0	0
E 105 / III	28	5	5,6	0	0	0	0
MBA 633	21	8	2,6	80	10	0	0
E 96 / III	12	8	1,5	200	25	28	3,5
E 96 / III	22	2	11	160	80	0	0
E 96 / III	84	18	4,7	260	5,7	23	1,3

**Tableau XXVII** : Nombre d'œufs (œ) par gramme de fèces et de miracidia (mir) éclos par 24 h chez *M. erythroleucus* (M. e) ; (Smf = *Schistosoma mansoni* femelle)

N° lot furco- cercaires	N° Rongeur	Nombre moyen de <i>S. mansoni</i>		Sex- ratio	Nombre œ / g / M. h	Nombre œ / g / Smf	Nombre de mir / 24 h / M. e
		mâles	femelles				
1	E 94 / II	69,7	16	4,4	273,3	17	138
	E 94 / I						
	MBA 589						
2	E 105 / III	32	23	1,4	440	19	0
	MBO 209						
3	E 105 / III	24,5	6,5	3,8	40	6	0
	MBA 633						
4	E 96 / III	39,3	9,3	4,2	206,7	22	17
	E 96 / III						
	E 96 / III						

**Tableau XXVIII** : Nombre d'œufs (œ) par gramme de fèces et de miracidia (mir) éclos par 24 h selon les lots de cercaires chez *M. erythroleucus* (M. e) ; (Smf = *Schistosoma mansoni* femelle)



**Figure 36 :** Corrélation entre le nombre d'œufs/g de fèces et le nombre de *S. mansoni* femelles chez *M. erythroleucus*



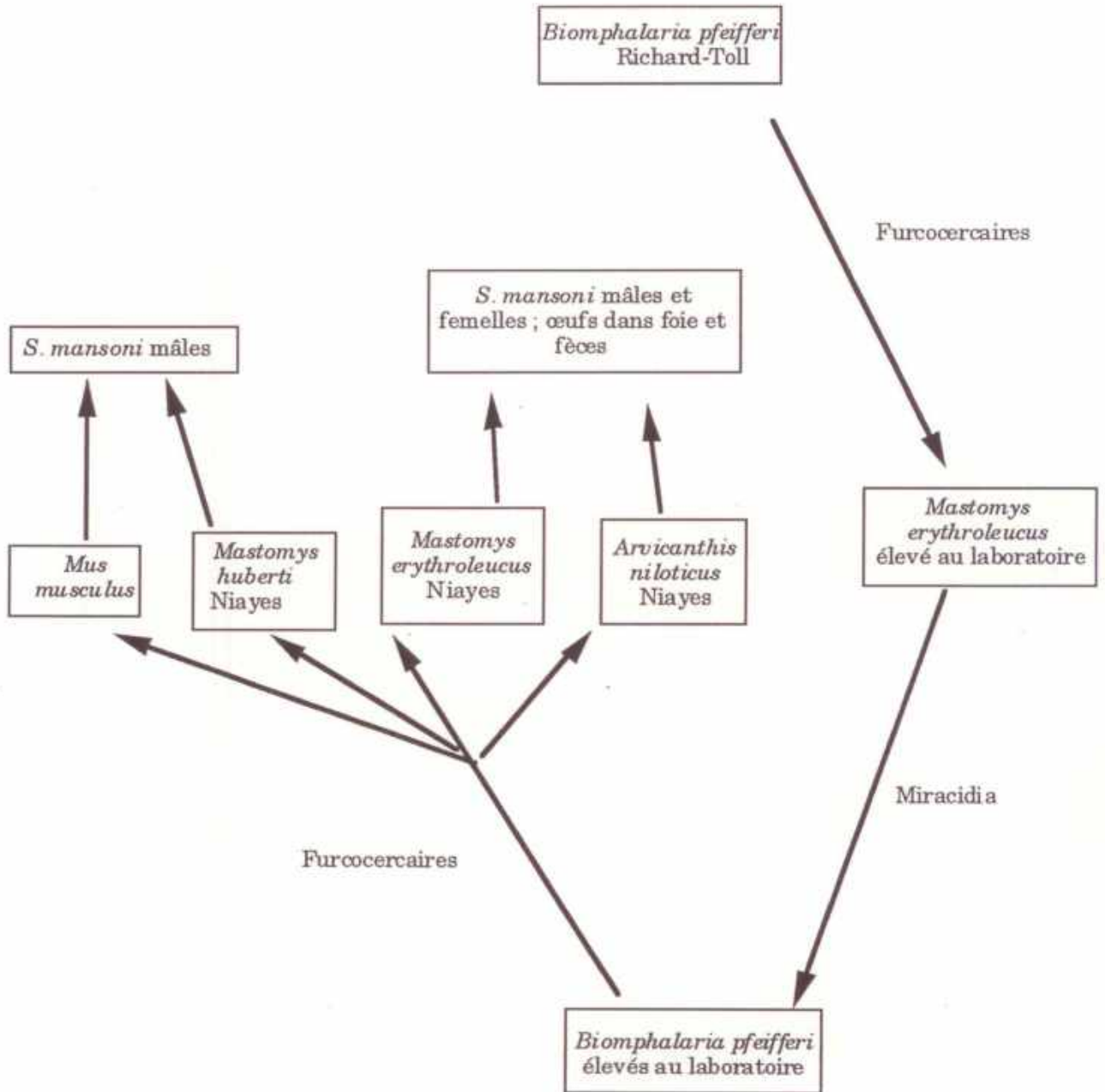


Figure 37 : Maintenance d'une souche de *S. mansoni* chez *M. erythroleucus*

## *Mus musculus*

### Taux de réussite de l'infestation

L'ensemble des *M. musculus* hébergeaient 636 *S. mansoni* dont 411 mâles et 225 femelles soit un sex-ratio de 1,8 et une charge parasitaire moyenne de 30,3 *S. mansoni* adultes. Le taux de réussite de l'infestation est de 20,2 % (Tableau XXIX).

Comme chez *M. erythroleucus* le nombre de *S. mansoni* adultes récupérés après perfusion est significativement plus élevé chez les mâles que chez les femelles ( $\chi^2 = 54,396$  et  $P < 10^{-9}$ ):

- chez les mâles, le PAR est estimé à 29 % et la charge parasitaire moyenne à  $43,7 \pm 36,3$  schistosomes ;
- chez les femelles, le PAR est estimé à 10,3 % et la charge parasitaire à  $15,5 \pm 5,95$  schistosomes.

Contrairement à ce que nous avons pu observer chez les trois autres espèces de Rongeurs étudiées, 100% des *Mus musculus* avaient perdu du poids après l'infestation.

<i>M. musculus</i>	nombre total de <i>S. mansoni</i> récoltés	charge parasitaire moyenne	PAR(%)
mâles (11)	481	$43,7 \pm 36,3$	29
femelles (10)	155	$15,5 \pm 5,95$	10,3

**Tableau XXIX :** Etude du taux de réussite de l'infestation par *S. mansoni* chez les mâles et femelles de *M. musculus*.

### Fécondité des femelles de *S. mansoni*

Les *M. musculus* infestées commencent à éliminer des œufs dans le milieu extérieur avec les fèces sept semaines après l'infestation.

L'observation en microscopie photonique, à l'autopsie, du foie et des fèces montre que 95 % des *M. musculus* ayant hébergé des schistosomes mâles et femelles ont des œufs dans le foie et 85,7 % en ont à la fois dans le foie et les fèces.

Le test d'éclosion montre que 50 % des *M. musculus* ayant des œufs dans les fèces donnent des œufs viables.

Le nombre d'œufs obtenu par la méthode de KATO-KATZ varie de 80 à 1 260 par gramme de fèces et le nombre de miracidia éclos par 24 heures varie de 0 à 153 (Tableau XXX). Nous avons dénombré en moyenne, chez les *M. musculus* testés, 400 œufs par gramme de fèces. De plus, nous avons obtenu l'éclosion de 19 miracidia par 24 h et par Rongeur et de 1,3 miracidia par 24 h et par femelle de schistosome.

Comme chez les trois espèces précédemment étudiées, le nombre d'œufs éliminés avec les fèces ainsi que le nombre de miracidia éclos varient selon les lots de furcocercaires (Tableau XXXI). L'analyse statistique montre que le nombre d'œufs par gramme de fèces excrété est significativement corrélé avec le nombre de *S. mansoni* femelles hébergées (Figure 38). Par contre, il n'existe aucune corrélation entre le nombre de miracidia éclos et le nombre de *S. mansoni* femelles par Rongeur.

#### Cycle de développement

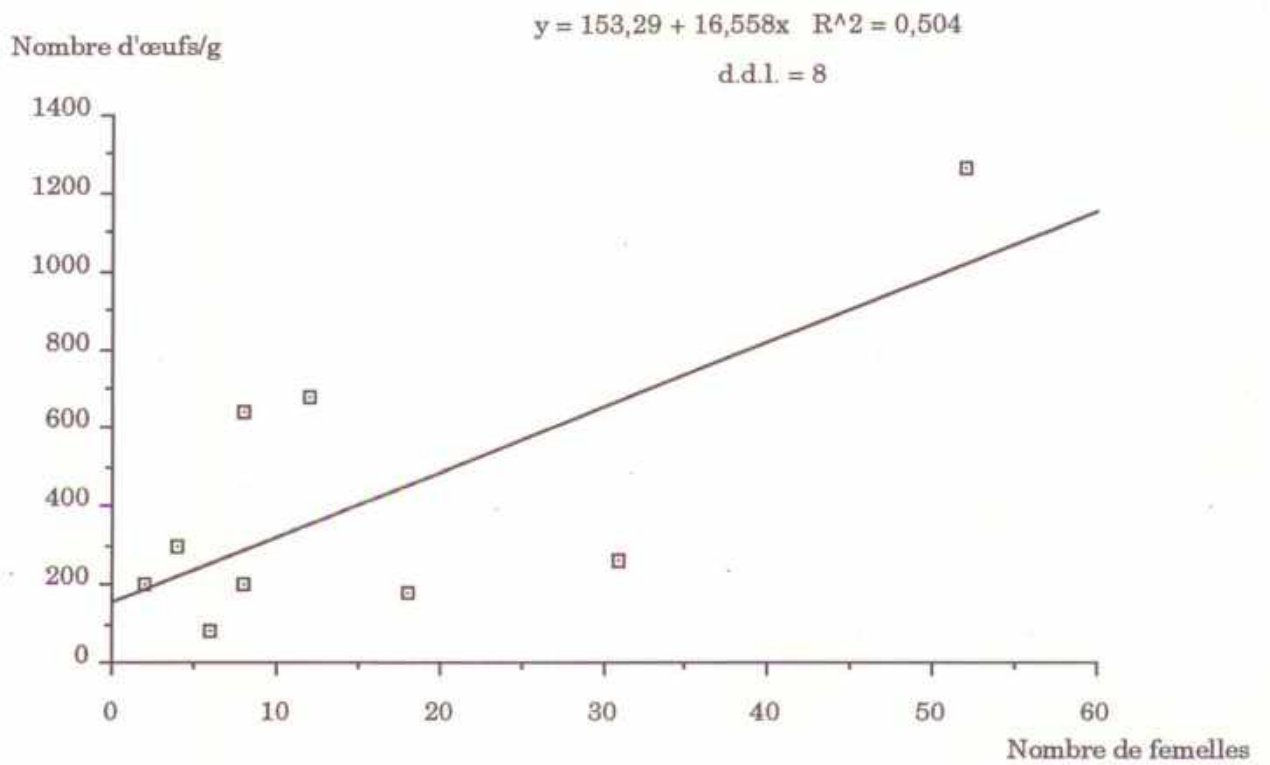
Des *M. musculus* ont été infestées avec des furcocercaires de première génération émises par des *B. pfeifferi* récoltés à Richard-Toll. Huit semaines après l'infestation, l'autopsie des souris blanches révélait la présence de *S. mansoni* adultes ainsi que de nombreux œufs dans le foie et les fèces. Ces œufs ont servi à infester des mollusques sains qui ont ensuite donné naissance à des furcocercaires de deuxième génération. Le taux de réussite de l'infestation des *B. pfeifferi* par les miracidia provenant de *M. musculus* est de 93,3 %. D'autres Rongeurs ont été infestés avec ces furcocercaires de deuxième génération. Ils ont donné, huit semaines après l'infestation, des couples de *S. mansoni* adultes. De nombreux œufs viables ont été, ensuite, récupérés dans le foie et les fèces de ces Rongeurs (Figure 39).

N° Rongeur	Nombre de <i>S. mansoni</i>		Sex- ratio	Nombre œ / g	Nombre œ / g / Smf	Nombre de mir / 24 h	Nombre de mir / 24 h / Smf
	mâles	femelles					
S 1	75	52	1,4	1260	24,2	0	0
S 2	62	31	2	260	8,4	0	0
S 6	36	8	4,5	200	25	153	19,1
S 23	8	6	1,3	80	13,3	7	1,2
S 25	9	2	4,5	200	100	0	0
S 28	12	8	1,5	640	80	0	0
S 29	4	4	1	300	75	0	0
S 30	9	12	0,8	680	56,7	13	1,1
S 26	9	9	1	180	20	1	0,1
S 32	7	8	0,9	200	25	16	2

**Tableau XXX** : Nombre d'œufs (œ) par gramme de fèces et de miracidia (mir) éclos par 24 h chez *M. musculus* (M. m) ; (Smf = *Schistosoma mansoni* femelle)

N° lot furco- cercaires	N° Rongeur	Nombre moyen de <i>S. mansoni</i>		Sex- ratio	Nombre œ / g / M. m	Nombre œ / g / Smf	Nombre de mir / 24 h / M. m
		mâles	femelles				
1	S 1	68,5	41,5	1,6	760	18,3	0
	S 2						
2	S 6	36	8	4,5	200	25	153
3	S 23			2,1	140	35	3,5
	S 25	806	4				
4	S 26			0,9	400	40	6
	S 28						
	S 29	9	10				
	S 30						
	S 32						

**Tableau XXXI** : Nombre d'œufs (œ) par gramme de fèces et de miracidia (mir) éclos par 24 h selon les lots de cercaires chez *M. musculus* (M. m) ; (Smf = *Schistosoma mansoni* femelle)



**Figure 38** : Courbe de corrélation entre le nombre d'œufs par gramme de fèces et le nombre de *S. mansoni* femelles chez *M. musculus*

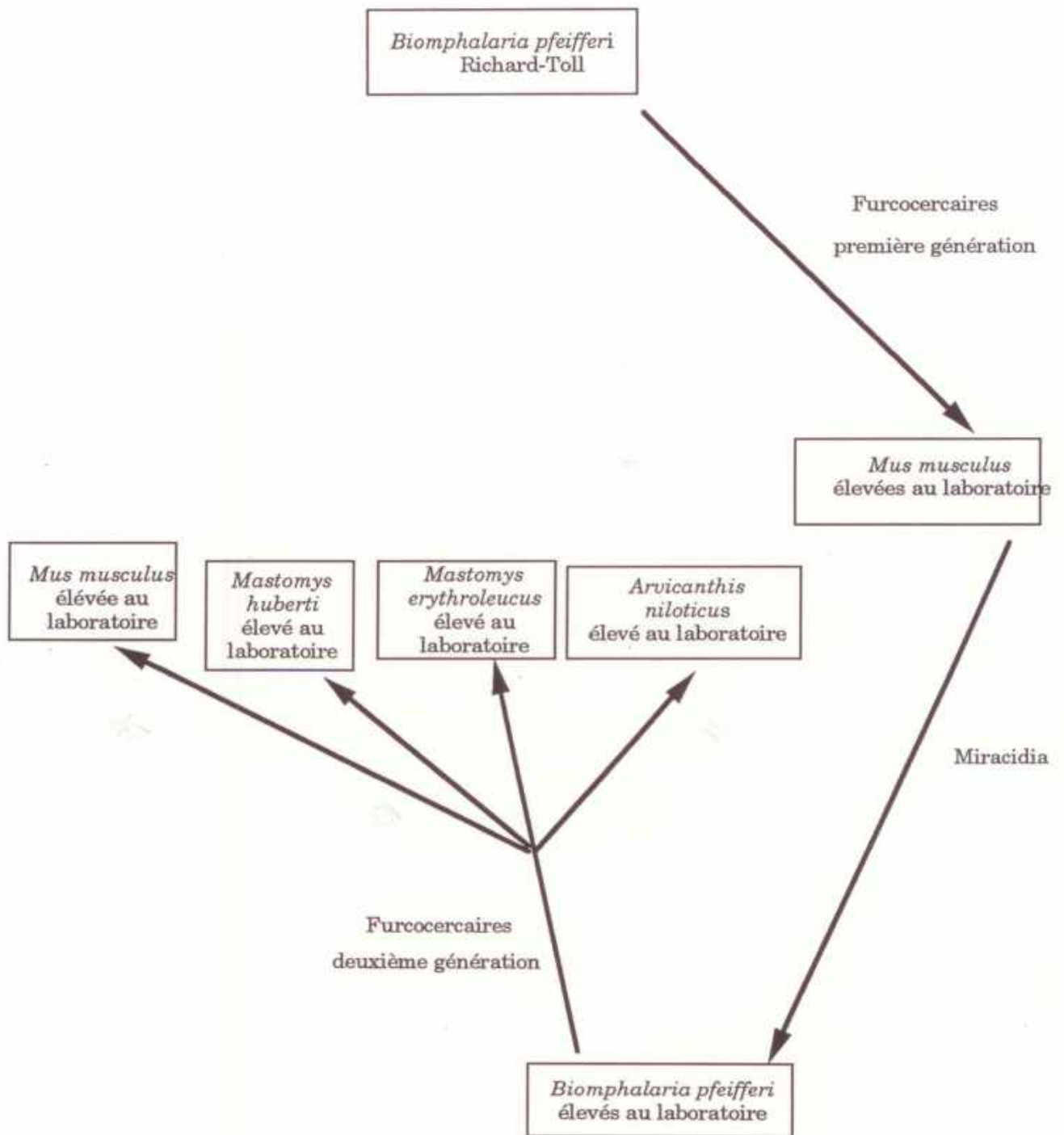


Figure 39 : Maintenance d'une souche de *S. mansoni* chez *M. musculus*

## DISCUSSION

Les quatre espèces de Rongeurs étudiées sont susceptibles d'être infestées par *Schistosoma mansoni*. Elles représentent donc des hôtes définitifs potentiels.

A notre connaissance, notre étude de la susceptibilité de *Mastomys huberti* et de *Mastomys erythroleucus* à l'infestation par *Schistosoma mansoni* est la première réalisée à partir d'une souche d'origine africaine. Cependant, de nombreuses études ont été faites sur une autre espèce du genre, *Mastomys natalensis*. C'est ainsi que PITCHFORD & VISSER (1962) ont démontré que des *Biomphalaria glabrata* peuvent être infestés par des miracidia provenant de *M. natalensis* et émettre ensuite des furcocercaires infestantes pour de nouveaux *M. natalensis*. De plus, GEAR *et al.* (1966) ont démontré expérimentalement la susceptibilité de *M. natalensis* à l'infestation par *S. hæmatobium*.

La susceptibilité de *A. niloticus* à l'infestation par *S. mansoni* a déjà été mise en évidence par STIREWALT *et al.* (1951), KUNTZ & MALAKATIS (1955), DUMON & QUILICI (1976), KAROUM & AMIN (1985), et MBIELEU NKOUEDEU (1990).

KUNTZ & MALAKATIS (1955), après avoir étudié expérimentalement neuf espèces de Rongeurs, trois espèces de carnivores et une d'insectivore, sont arrivés à la conclusion que, parmi tous ces animaux testés, *A. niloticus* est le meilleur hôte potentiel pour *S. mansoni*. Il permet un bon développement des schistosomes qui pondent alors de nombreux œufs aussi bien dans la paroi intestinale que dans les autres organes du Rongeur.

Par ailleurs, la susceptibilité de la souris blanche de laboratoire (*M. musculus*) a elle aussi été largement étudiée. Elle a toujours été considérée comme un hôte de choix pour le maintien d'une souche de parasite au laboratoire.

Les paramètres étudiés (PAR, nombres d'œufs par gramme de fèces et nombres de miracidia éclos par 24 h), pour déterminer la susceptibilité des Rongeurs à l'infestation par *S. mansoni*, varient de manière importante

entre les espèces de Rongeurs, mais également entre les individus appartenant à une même espèce.

L'amaigrissement observé, suivant les espèces, chez tout ou partie des individus parasités, nous a fait penser à l'existence d'une corrélation entre la perte de poids et le taux d'infestation. Cependant, l'analyse statistique ne permet pas de mettre en évidence une liaison significative entre les variations du poids et le PAR. Les variations importantes du PAR et du poids observées chez les individus d'une même espèce hôte ne seraient donc dues qu'à des prédispositions individuelles : certains individus résistant mieux que d'autres à la présence des parasites.

Etant donnée la standardisation des conditions expérimentales, les différences de PAR observées ne peuvent pas raisonnablement être attribuées à l'expérimentation. Elles pourraient être le résultat de différences intervenant, soit au moment de la pénétration des furcocercaires à travers la peau, soit pendant la migration et la maturation des schistosomules dans l'organisme de l'hôte.

Le nombre de furcocercaires qui pénètrent à travers la peau de l'hôte semble varier selon les espèces de Rongeurs. Or, WARREN & PETERS (1967) ont démontré que la phase de pénétration des furcocercaires n'est pas directement responsable de la variation du nombre de schistosomes matures chez le hamster, le cobaye, la souris blanche (SWISS) et le lapin. LINCICOME *et al.* (1963) *in* STIREWALT (1965) ont démontré que les furcocercaires de *S. mansoni* ont des chances égales de traverser la peau du Rat blanc "Sprague-Dawley" et de la Souris albinos. STIREWALT (1965), en étudiant la pénétration et la maturation de *S. mansoni* chez quatre souches de souris (C3H, SWISS albinos, Beiges et Hairless), a constaté qu'il n'existe aucune différence significative entre les deux premières souches si l'on ne tient compte que de la phase de pénétration des furcocercaires.

Tous ces résultats antérieurs nous font donc penser que, chez les Rongeurs que nous avons étudiés, le nombre de schistosomes récupérés après perfusion traduirait plutôt la capacité de migration et de maturation que la capacité de pénétration du parasite dans les différentes espèces d'hôtes. La question reste donc posée, pour les Rongeurs qui nous intéressent, mais de nombreux travaux sont en faveur de cette hypothèse. C'est ainsi que AURIAULT *et al.* (1984) ont démontré que, parmi les



substances libérées par les schistosomules, sont secrétés des antigènes capables d'induire la réponse des anticorps IgE contre les schistosomules elles-mêmes. De même, d'après CAPRON (1989), les monocytes, les macrophages et les plaquettes collaborent avec les anticorps IgE pour détruire les schistosomules qui sont seuls sensibles à l'agression immunologique, les adultes étant réfractaires.

Certains auteurs ont constaté une décroissance du pourcentage d'adultes récupérés en fonction de la durée de l'infestation chez les Rongeurs notamment chez *Rattus rattus* (IMBERT-ESTABLET, 1986 et KUNTZ & MALAKATIS, 1955), *Rattus norvegicus* (IMBERT-ESTABLET, 1986, STIREWALT *et al.*, 1951), *Acomys cahirinus*, *Gerbillus pyramidum* et *Mus musculus* domestique (KUNTZ & MALAKATIS, 1955).

SMITHERS & TERRY (1965) ont montré que le Rat "Sprague-Dawley" élimine la majeure partie de ses vers entre la quatrième et la sixième semaine après l'infestation.

STIREWALT *et al.* (1951) a noté que la destruction active des vers est mise en évidence non seulement par la diminution du nombre de vers vivants mais également par l'observation de nombreux vers morts à l'autopsie.

Cette décroissance du PAR, en fonction de la durée de l'infestation, est considérée comme une forme naturelle de résistance assimilable au phénomène de "self-cure". Il a été mis en évidence que ce phénomène de "self-cure" est moins important chez la souris blanche de laboratoire, ce qui pourrait peut être expliquer l'observation d'un PAR plus élevé chez cette espèce. C'est ainsi que IMBERT-ESTABLET (1986), STIREWALT *et al.* (1951) WARREN & PETERS (1967) ont mis en évidence que, chez la souris, la mortalité des *S. mansoni* adultes est quasiment nulle entre quatre et seize semaines après infestation.

STIREWALT *et al.* (1951) ont obtenu dix semaines après infestation, chez la souris blanche, avec des quantités de furcocercaires différentes, des PAR comparables à ceux que nous avons trouvés : 24,5 % avec 100 furcocercaires et 21,15 % avec 200 furcocercaires.

IMBERT-ESTABLET (1986) a obtenu un PAR de 27,4 % huit semaines après l'infestation. SELLIN *in* MBIELEU NKOUEDEU, 1990, a observé un taux de réussite de 26,88 %, 65 jours après infestation. Chez *A. niloticus* nous avons obtenu un PAR identique à ce qu'avait trouvé KUNTZ (1955) (18,1 %). Un an plus tard KUNTZ (1956) a obtenu un PAR du même ordre (17,8 %)

chez la même espèce de Rongeur, mais en utilisant cette fois-ci une souche de *S. hæmatobium* d'Égypte.

Par contre MBIELEU NKOUEDEU (1990) a observé un PAR deux fois plus élevé que ce que nous avons observé. Ce résultat nous semble vraisemblablement dû à l'emploi de méthodes d'infestations différentes. Il a laissé immerger la moitié du corps de l'animal dans de l'eau contenant des furcocercaires alors que dans nos expériences seules les pattes et la queue ont été trempées.

DUMON & QUILICI (1976), en infestant des *A. niloticus* adultes d'origine sénégalaise avec une souche de *S. mansoni* isolée à partir d'un malade d'origine antillaise, ont observé, huit semaines après infestation, un PAR de 0,8 % extrêmement faible par rapport à ce que nous avons trouvé. La différence entre les résultats de DUMON & QUILICI (1976) et les nôtres pourrait être due à une différence d'origine géographique de l'hôte et du parasite. IMBERT-ESTABLET (1986), en étudiant la variation de la compatibilité du système *S. mansoni* - *R. rattus* en fonction de l'origine géographique des parasites, a observé le même phénomène (*S. mansoni* du Cameroun s'installe et survit moins chez *R. rattus* que *S. mansoni* de Guadeloupe). Pour elle, la seule explication valable est l'existence d'un mécanisme immunologique qui n'agit que sur l'installation et la survie des parasites.

Le nombre d'œufs éliminés par gramme de fèces est significativement plus élevé chez *M. huberti* que chez les autres espèces de Rongeurs que nous avons étudiées. Nous ne pouvons pas attribuer ce fait à une différence de charge parasitaire car nous avons constaté que les individus les plus parasités par des vers adultes ne sont pas nécessairement ceux qui ont les charges ovulaires les plus élevées. Les observations de KUNTZ (1961) sont en accord avec nos résultats. Pour cet auteur, la relation "nombre de parasites plus élevé - quantité d'œufs éliminés plus importante" n'est pas toujours vérifiée. Dans certains cas, les bons hôtes (*Arvicanthis*), n'hébergeant que quelques schistosomes, libèrent un grand nombre d'œufs.

L'analyse statistique par le test de corrélation montre qu'il n'existe pas de liaison significative entre la charge parasitaire et le nombre d'œufs par gramme de fèces. Toutefois, chez toutes les espèces que nous avons étudiées, sauf *A. niloticus*; il existe une corrélation entre le nombre de *S. mansoni* femelles et la quantité d'œufs excrétés avec les fèces. Ceci nous

permet donc de dire, que, si la présence des schistosomes femelles est une condition nécessaire pour l'élimination des œufs dans le milieu extérieur, elle n'est pas toujours suffisante, et que d'autres facteurs interviennent dans l'excrétion des œufs. Etant donné le long parcours que doivent effectuer les schistosomes avant de pouvoir éliminer des œufs dans le milieu extérieur avec les fèces, ces facteurs peuvent être extrinsèques ou intrinsèques aux parasites. En effet, les schistosomes doivent migrer à travers la circulation sanguine jusqu'au foie, s'accoupler pour devenir matures et continuer leur migration jusqu'aux veines mésentériques où l'oviposition aura lieu.

L'espèce hôte est capable d'exercer une influence plus ou moins forte sur le développement, l'évolution et la fécondité des parasites. Les travaux de BASCH (1981 a et b) et de BASCH & HUMBERT (1981) sur la culture *in vitro* des schistosomes et leur implantation après accouplement dans les veines mésentérique d'une souris ont montré, de façon très nette, que l'hôte joue un rôle primordial dans la fécondité des femelles. De la même façon, IMBERT-ESTABLET (1986) a mis en évidence chez *R. norvegicus* une mauvaise réussite de l'infestation, avec forte mortalité, faible croissance, faible fécondité et absence totale d'œufs dans les fèces.

Pour IMBERT-ESTABLET (1986) : "la localisation pulmonaire des schistosomes pose le problème de la dissémination des œufs". En effet, la capacité de migration des schistosomes vers les poumons, après leur séjour dans les veines mésentériques, pourrait jouer un rôle important sur le nombre d'œufs éliminés avec les fèces, car les œufs pondus dans les poumons ne seront pas rejetés dans le milieu extérieur et par conséquent ne pourront pas jouer un rôle potentiel dans la transmission parasitaire.

L'état physiologique de la muqueuse intestinale peut également être la cause des différences observées entre *A. niloticus*, *M. huberti*, *M. erythroleucus* et la souris blanche. En effet, les œufs pondus dans les veines mésentériques doivent impérativement traverser les parois intestinales et passer dans la lumière du tube digestif avant d'être évacués dans le milieu extérieur avec les fèces. Il faut bien noter que les œufs pondus par les femelles peuvent eux-mêmes être à l'origine d'une réduction de leur évacuation dans le milieu extérieur. En effet, quand ils sont nombreux, les œufs peuvent entraîner des lésions et former de très nombreux nodules intestinaux rendant difficile le passage des œufs dans la

lumière intestinale. Nous avons ainsi observé la formation de nodules intestinaux chez un *A. niloticus* naturellement infesté à Richard-Toll.

Les quatre espèces de Rongeurs que nous avons étudiées sont susceptibles à l'infestation par *S. mansoni* et sont capables d'excréter des œufs viables donnant des miracidia infestants pour l'hôte intermédiaire qu'est *B. pfeifferi*. Bien que toutes les furcocercaires utilisées lors de l'étude de la fécondité des *S. mansoni* femelles aient été émises par des *B. pfeifferi* naturellement infestés et tous récoltés dans le canal principal de Richard-Toll, nous avons observé, selon le lot de furcocercaires utilisé, des variations importantes du nombre d'œufs par gramme de fèces et de miracidia éclos par 24 h, voire parfois une stérilisation de la souche. Ces résultats suggèrent l'existence d'un "effet de lot" et que l'état des furcocercaires est déterminant dans la fécondité des femelles de *S. mansoni*. Ainsi nous pensons que le blocage du cycle de développement observé au laboratoire chez *A. niloticus*, *M. huberti* et *M. erythroleucus* au cours des passages successifs en fonction des lots de furcocercaires, pourrait être dû, au moins en partie, au même phénomène.

Nous avons pu maintenir les souches chez chacune des espèces au moins pendant une génération. Mais au terme d'un certain nombre de passages successifs nous assistons chez chacune de ces espèces à un blocage du cycle de développement. Ce blocage brusque du cycle, lié à une dégradation ou à une stérilisation de la souche, pourrait s'expliquer par une altération de l'infectivité des furcocercaires qui, même quand elles se développent, ne donnent que des adultes mâles. Ce phénomène de stérilisation de la souche de *S. mansoni* chez *A. niloticus*, *M. huberti* et *M. erythroleucus* a déjà été observé chez *R. rattus* par JOURDANE & IMBERT-ESTABLET (1980) qui l'expliquaient par une brusque modification structurale ou fonctionnelle du parasite de nature à permettre l'expression de facteurs de stérilité non immunitaires préexistants chez le Rat.

## CONCLUSION

L'étude expérimentale de la Schistosomose intestinale chez les Rongeurs nous a permis de déterminer la susceptibilité de *A. niloticus*,

*M. huberti*, *M. erythroleucus* et *M. musculus*. Toutes ces espèces sont susceptibles d'être infestées par *S. mansoni*.

*A. niloticus* a une bonne susceptibilité à l'infestation. Il est capable de libérer des œufs viables, dans le milieu extérieur, pouvant assurer la continuité du cycle de développement. Nous avons pu maintenir la souche de *S. mansoni* chez cette espèce de Rongeur pendant deux générations successives.

*M. huberti* et *M. erythroleucus* ont des taux de réussite à l'infestation inférieurs à ceux de *A. niloticus* et *M. musculus*. Ils libèrent tous des œufs viables dans le milieu extérieur avec les fèces. La souche de *S. mansoni* n'a été maintenue chez chacune de ces espèces de Rongeur que pendant une seule génération.

*M. musculus* est l'hôte le plus susceptible à l'infestation par *S. mansoni*. Il a un taux de réussite plus élevé et libère de nombreux œufs viables dans le milieu extérieur. La souche de *S. mansoni* reste fertile après deux passages chez *M. musculus*.

## **CONCLUSION GENERALE**

Nous avons entrepris d'étudier la Schistosomose intestinale à *S. mansoni* chez *A. niloticus* et *M. huberti* naturellement infestés à Richard-Toll et d'évaluer la potentialité de ces Rongeurs en tant que réservoir de *S. mansoni*. Pour cela, nous avons effectué un suivi sur le terrain pendant trois années successives et étudié conjointement, au laboratoire, la susceptibilité de *A. niloticus* et de *M. huberti* à l'infestation par *S. mansoni*.

Les résultats obtenus au cours de cette étude nous permettent de dire que *A. niloticus* et *M. huberti* sont tous deux susceptibles d'être infestés par *S. mansoni*. Ces deux Rongeurs sont donc capables de produire des œufs viables susceptibles d'assurer le passage de l'hôte définitif à l'hôte intermédiaire. En conséquence *A. niloticus* et *M. huberti* sont des réservoirs potentiels de *S. mansoni*. Cependant, en raison de la faiblesse de la prévalence et des charges parasitaires observées et de leur diminution progressive au fur et à mesure qu'on s'éloigne des habitations humaines, nous estimons que leur participation dans la dynamique de transmission du foyer de Richard-Toll est minime par rapport à celle de l'Homme. Actuellement *A. niloticus* et *M. huberti* ne peuvent pas, à elles seules, **entretenir un foyer exclusivement sauvage.**

Cependant, compte tenu de l'évolution spatio-temporelle de la Schistosomose intestinale chez les Rongeurs et de l'importance des résultats obtenus dans un foyer aussi récent que celui de Richard-Toll, nous pensons qu'il est nécessaire de poursuivre les études à la fois sur le terrain et au laboratoire. Sur le terrain, nous suggérons une poursuite des enquêtes parasitologiques chez les Rongeurs et une étude de la chronobiologie et de la densité des cercaires. Au laboratoire, nous envisageons de faire une étude approfondie de la biologie de *S. mansoni*. Dans ce cas, nous souhaitons comparer les capacités de pénétration, de maturation, de croissance et de survie de *S. mansoni* chez les espèces de Rongeurs naturellement infestées. Une étude comparative des souches humaine et murine par les moyens de la microscopie photonique et électronique et de l'isoenzymologie nous semble également nécessaire.

En raison du phénomène de double infestation observé chez les Rongeurs à Richard-Toll, de l'extension du foyer de Schistosomose intestinale et de l'apparition de nouveaux foyers de Schistosomose urinaire à *S. hæmatobium* dans le Delta et la moyenne vallée du Fleuve Sénégal, nous ne devons pas nous limiter à l'étude de la Schistosomose intestinale

chez les Rongeurs. Une étude détaillée des autres schistosomes parasites de l'Homme (*S. hæmatobium*) et des animaux domestiques (*S. bovis* et *S. curassoni*) mérite également d'être faite chez les Rongeurs.



**BIBLIOGRAPHIE**

AURIAULT C., DAMONNNEVILLE M., VERWAERDE C., PIERCE R. J., JOSEPH M., CAPRON M. and CAPRON A., 1984. - Rat IgE directed against schistosomula released products (SRP-A) is cytotoxic for *Schistosoma mansoni* schistosomula, *European Journal of Immunology* **14** : 132-138.

BARBOSA F. S., 1972. - Natural infection with *Schistosoma mansoni* in small mammals trapped in the course of a Schistosomiasis Control Project in Brazil, *The Journal of Parasitology*, **38** : 405-407.

BASCH P. F., 1981a. - Cultivation of *Schistosoma mansoni* in vitro. I. Establishment of cultures from cercariae and development until pairing, *The Journal of Parasitology*, **67** : 179-185.

BASCH P. F., 1981b. - Cultivation of *Schistosoma mansoni* in vitro. II. Production of infertile eggs by worm pairs cultured from cercariae, *The Journal of Parasitology*, **67** : 186-190.

BASCH P. F. and HUMBERT R. 1981. - Cultivation of *Schistosoma mansoni* in vitro. III. Implantation of cultured worms into mouse mesenteric veins, *The Journal of Parasitology*, **67** : 191-195.

BLISS C. I. & FISHER R. A., 1953. - Fitting the negative binomial distribution to biological data : Note on the efficient fitting of the negative binomial, *Biometrics*, **9** : 176-200

BRADLEY D. J., 1972. - Regulation of parasite populations : A general theory of the epidemiology and control of parasitic infections, *Transactions of the Royal Society of Tropical Medicine and Hygiene*, **66** : 697-708.

BRADLEY D. J. & MAY R., 1978. - Consequences of helminth aggregation for the dynamics of Schistosomiasis, *Transactions of the Royal Society of Tropical Medicine and Hygiene*, **72** : 262-273.

BRUMPT E., 1949. - Précis de parasitologie, Masson, Paris-New York-Barcelone-Milan, I : XII-1 042 p.

CAMERON T. W. M., 1928. - A new definitive host for *Schistosoma mansoni*, *Journal of Helminthology*, 6 : 219-222.

CAPRON A., 1989. - Perspectives vaccinales contre la bilharziose, *Bulletin de l'Académie nationale de Médecine*, 173 : 495-504.

COMBES C., LÉGER N. et GOLVAN Y. J., 1975. - Le rôle du rat dans la dynamique de l'endémie schistosomienne en Guadeloupe, *Comptes Rendus de l'Académie des Sciences de Paris*, 281 : 1059-1061.

COMBES C. & DELATTRE P., 1981. - Principaux paramètres de l'infestation des rats (*Rattus rattus* et *Rattus norvegicus*) par *Schistosoma mansoni* dans un foyer de Schistosomose intestinale de la région caraïbe, *Acta Ecologica*, 2 : 63-79.

CROFTON H. D., 1971. - A quantitative approach to parasitism, *Parasitology*, 62 : 179-193.

CROFTON H. D., 1971. - A model of host-parasit relationships, *Parasitology*, 63 : 343-364.

DESCHIENS R., 1951a. - Le problème sanitaire des Bilharzioses dans les territoires de l'union française (Généralités et répartition géographique), *Bulletin de la Société de Pathologie Exotique*, 44 : 350-377.

DESCHIENS R., 1951b. - Le problème sanitaire des Bilharzioses dans les territoires de l'union française (fréquence, mollusques vecteurs, conditions étiologiques), *Bulletin de la Société de Pathologie Exotique*, 44 : 631-667.

DIAS L. C. S., ÁVILA-PIRES F. D. and PINTO C. M., 1978. - Parasitological and ecological aspects of schistosomiasis mansoni in the valley of the Paraíba do Sul river (São Paulo State, Brazil) I. Natural infection of small mammals with *Schistosoma mansoni*, *Transactions of the Royal Society of Tropical Medicine and Hygiene*, 72 : 496-500.

DOUMENGE J. P., MOTT K. E., CHEUNG C., CHAPUIS O., PERRIN M. F., REAUD-THOMAS G., 1987. - Atlas de la répartition mondiale des Schistosomiasés, *Talence, CEGET-CNRS, Genève, OMS* : 400 p.

DUMON H. & QUILICI M., 1976. - Réceptivité d'*Arvicanthis niloticus* à l'infestation par *Schistosoma mansoni*, *Comptes rendus des séances de la Société de Biologie*, **170** : 642-645.

DUPLANTIER J. M., 1991. - Rôle des Rongeurs dans la transmission de la Schistosomiase à *Schistosoma mansoni*, *Rapport OMS, SCH/EC/91/WP.14* : 9 p.

DUPLANTIER J. M. & GRANJON L., 1990. - Rythmes d'activité chez six espèces de Muridés du Sénégal appartenant aux genres *Mastomys*, *Arvicanthis*, *Myomys* et *Dasymys*, *Mammalia*, **54** : 173-182

DUPLANTIER J. M., SENE M., BA K. et PIRAUD N., 1992. - Les rongeurs du foyer de bilharziose intestinale à *S. mansoni* de Richard-Toll : bilan des deux premières années de suivi sur le terrain et présentation des études expérimentales en cours, *Rapport ORSTOM ES/DK 63.92*, 22 p.

DUPLANTIER J. M. & SENE M., 1992. - Prévalence de la bilharziose intestinale à *Schistosoma mansoni* chez les rongeurs de Richard-Toll : bilan du suivi bimestriel, fin 92, *Rapport ORSTOM ES/DK 68.92*, 12 p.

DUWALL R. H. & DEWITT W. B., 1967. - An improved perfusion technique for recovering adult schistosomes from laboratory animals, *American Journal of Parasitology*, **7** : 293-297.

GEAR J. H. S., DAVIS D. H. S. and PITCHFORD R. J., 1966. - The susceptibility of rodents to schistosome infection, with special reference to *Schistosoma hæmatobium*, *Bulletin de l'Organisation Mondiale de la Santé*, **35** : 213-221.

HANDSCHUMACHER P., DORSINVILLE R., DIAW O. T., HEBRARD G., NIANG M. et HERVÉ J. P., 1992. - Contraintes climatiques et aménagements hydrauliques, à propos de l'épidémie de Bilharziose intestinale de Richard-Toll (Sénégal) : ou la modification des risques sanitaires en milieu sahélien, *Actes du Colloque "Risques pathologiques, rythmes et paroxysmes climatiques"*, Besancenot J. P., ed. : 287-295.

IMBERT-ESTABLET D., 1986. - Approche synthétique du rôle des Rongeurs sauvages dans la transmission de *Schistosoma mansoni* : Résultats démographiques, écologiques, immunologiques et génétiques, *Thèse de Doctorat d'Etat, Université de Perpignan*, 344 p.

IMBERT-ESTABLET D., & COMBES C., 1986. - *Schistosoma mansoni* : Comparison of a Caribbean and African Strain and Experimental Crossing Based on Compatibility with Intermediate Hosts and *Rattus rattus*, *Experimental Parasitology*, **61** : 210-218.

JOURDANE J. & IMBERT-ESTABLET D., 1980. - Etude expérimentale de la permissivité du rat sauvage (*Rattus rattus*) de Guadeloupe à l'égard de *Schistosoma mansoni*. Hypothèse sur le rôle de cet hôte dans la dynamique des foyers naturels, *Acta Tropica*, **37** : 41-51.

KAROUM K. O. & AMIN M. A., 1985. - Domestic and wild animals naturally infected with *Schistosoma mansoni* in the Gezira Irrigated Scheme, Sudan, *Journal of Tropical Medicine and Hygiene*, **88** : 83-89.

KAWASHIMA K., KATAMINE D., SAKAMOTO M., SHIMADA M., NOJIMA H. and MIYAHARA M., 1978. - Investigations on the rôle of wild rodents as reservoirs of human schistosomiasis in the Taveta area of Kenya, East Africa, *Japanese Journal of Tropical Medicine and Hygiene*, **6** : 195-203.

KUNTZ R. E., 1961. - Passage of eggs by hosts infected with *Schistosoma mansoni*, with emphasis on rodents, *The Journal of Parasitology*, **47** : 905-909.

KUNTZ R. E., & MALAKATIS G. M., 1955. - Susceptibility studies in schistosomiasis. II. susceptibility of wild mammals to infection by *Schistosoma mansoni* in Egypt, with emphasis on rodents, *American Journal of Tropical Medicine and Hygiene*, **4** : 75-89.

LARIVIÈRE M., ARETAS R., RABA A., et CHARNIER M., 1958. - Index d'infestation bilharzienne au Sénégal, *Bulletin de la Société de Pathologie Exotique* **51** : 272-273.

LARIVIÈRE M., LAPIERRE J., HOCQUET P. et CAMERLYNCK P., 1960. - Etude d'un foyer de bilharziose à *Schistosoma mansoni* dans un village du cercle de Thiès (Sénégal), *Bulletin de la Société de Médecine d'Afrique Noire et de Langue Française*, **5** : 88-94.

LARIVIÈRE M., DIALLO S., et RANQUE P., 1964. - Existence de foyers de Bilharziose à *Schistosoma mansoni* en Haute Casamance et dans le Sénégal Oriental, *Bulletin de la Société de Pathologie Exotique* **9** : 288-289

MANSOUR N. S., 1973. - *Schistosoma mansoni* and *S. haematobium* Found as Natural Double Infection in the Nile rat, *Arvicanthis n. niloticus*, from a Human Endemic Area in Egypt, *The Journal of Parasitology*, **59** : 424

MANSOUR N. S., 1978. - Natural schistosome infections in rodents from endemic areas near Cairo and their possible role in the transmission of Schistosomiasis, *Proceeding of the International Conference on Schistosomiasis, Cairo, Egypt, 18-25 October* **1** : 157-164.

MBIELEU-NKOUÉDEU B., 1990. - Rôle potentiel de deux familles de Rongeurs Nigériens dans la transmission naturelle des Schistosomoses humaines et animale, *Thèse Doctorat Médecine, Université de Niamey, Niger* : 137 p.

PENNYCUICK L., 1971. - Frequency distributions of parasites in a population of three-spined sticklebacks, *Gasterosteus aculeatus* L., with particular reference to the negative binomial distribution, *Parasitology*, **63** : 389-406.

KUNTZ R. E., & MALAKATIS G. M., 1955. - Susceptibility studies in schistosomiasis. II. susceptibility of wild mammals to infection by *Schistosoma mansoni* in Egypt, with emphasis on rodents, *American Journal of Tropical Medicine and Hygiene*, 4 : 75-89.

LARIVIÈRE M., ARETAS R., RABA A., et CHARNIER M., 1958. - Index d'infestation bilharzienne au Sénégal, *Bulletin de la Société de Pathologie Exotique* 51 : 272-273.

LARIVIÈRE M., LAPIERRE J., HOCQUET P. et CAMERLYNCK P., 1960. - Etude d'un foyer de bilharziose à *Schistosoma mansoni* dans un village du cercle de Thiès (Sénégal), *Bulletin de la Société de Médecine d'Afrique Noire et de Langue Française*, 5 : 88-94.

LARIVIÈRE M., DIALLO S., et RANQUE P., 1964. - Existence de foyers de Bilharziose à *Schistosoma mansoni* en Haute Casamance et dans le Sénégal Oriental, *Bulletin de la Société de Pathologie Exotique* 9 : 288-289

MANSOUR N. S., 1973. - *Schistosoma mansoni* and *S. haematobium* Found as Natural Double Infection in the Nile rat, *Arvicanthis n. niloticus*, from a Human Endemic Area in Egypt, *The Journal of Parasitology*, 59 : 424

MANSOUR N. S., 1978. - Natural schistosome infections in rodents from endemic areas near Cairo and their possible role in the transmission of Schistosomiasis, *Proceeding of the International Conference on Schistosomiasis, Cairo, Egypt, 18-25 October* 1 : 157-164.

MBIELEU-NKOUÉDEU B., 1990. - Rôle potentiel de deux familles de Rongeurs Nigériens dans la transmission naturelle des Schistosomoses humaines et animale, *Thèse Doctorat Médecine, Université de Niamey, Niger* : 137 p.

PENNYCUICK L., 1971. - Frequency distributions of parasites in a population of three-spined sticklebacks, *Gasterosteus aculeatus* L., with particular reference to the negative binomial distribution, *Parasitology*, 63 : 389-406.

PITCHFORD R. J., 1959. - Natural Schistosome Infections in South African Rodents, *Transactions of the Royal Society of Tropical Medicine and Hygiene*, **53** : 213.

PITCHFORD R. J., 1977. - A check list of definitive hosts exhibiting evidence of the genus *Schistosoma* Weinland, 1858 acquired naturally in Africa and the Middle-East, *Journal of Helminthology*, **51** : 229-252.

PITCHFORD R. J. & VISSER P. S., 1962. - The role of naturally infected wild rodents in the epidemiology of schistosomiasis in the Eastern Transvaal, *Transactions of The Royal Society of Tropical Medicine and Hygiene*, **56** : 126-135.

POULET A. R., 1982. - Pullulation de Rongeurs dans le Sahel : mécanisme et déterminisme du cycle d'abondance de *Taterillus pygargus* et d'*Arvicanthis niloticus* (Rongeurs, Gerbillidés et Muridés) dans le Sahel du Sénégal de 1975 à 1977, *Thèse de Doctorat d'Etat, Université Paris VI* : 367 p.

SCHWETZ J., 1953. - On a new schistosome of wild rodents found in the Belgian Congo, *Schistosoma mansoni* var. *rodentorum* var. nov., *Annals of Tropical Medicine and Parasitology*, **47** : 183-186.

SCHWETZ J., 1956. - Role of wild rats and domestic rats (*Rattus rattus*) in schistosomiasis of man, *Transactions of the Royal Society of Tropical Medicine and Hygiene*, **50** : 275-282.

SELLIN B. & BOUDIN C., 1981. - Les schistosomiasés en Afrique de l'Ouest, *Etudes Médicales* **1** : 86 p.

SMITHERS S. R. & TERRY R. J., 1965. - The infection of laboratory hosts with cercariae of *Schistosoma mansoni* and the recovery of adults worms, *Parasitology*, **55** : 695-700.

SMITHERS S. R. & TERRY R. J., 1965. - Acquired resistance to experimental infections of *Schistosoma mansoni* in the albino rat, *Parasitology*, **55** : 711-717.

STIREWALT M. A., 1965. - Comparison of penetration and maturation of *Schistosoma mansoni* in four strains of mice, *Parasitology*, **55** : 227-235.

STIREWALT M. A., KUNTZ R. E. and EVANS A. S., 1951. - The relative susceptibility of the commonly-used laboratory mammals to infection by *Schistosoma mansoni*, *American Journal of Tropical Medicine and Hygiene*, **31** : 57-82.

STIREWALT M. A. & HACKEY J. R., 1956. - Penetration of host skin by cercariae of *Schistosoma mansoni*. I. observed entry into skin of mouse, hamster, rat, monkey and man, *The Journal of Parasitology*, **42** : 565-580.

TALLA I., 1990. - Enquête sur la prévalence de la Bilharziose intestinale à *Schistosoma mansoni* dans la Commune de Richard-Toll du 8 août au 9 septembre 1990, *Certificat d'Etudes Spéciales de Santé Publique, Université Cheikh Anta Diop de Dakar*.

TALLA I., KONGS A., VERLÉ P., BELOT J., SARR S. and COLL A. M., 1990. - Outbreak of intestinal schistosomiasis in the Senegal river basin, *Annales de la Société Belge de Médecine Tropicale*, **70** : 173-180.

THÉRON A., 1984. - Early and late shedding patterns of *Schistosoma mansoni* cercariae : ecological significance in transmission to human and murin hosts, *The Journal of Parasitology*, **70** : 652-655.

THÉRON A., 1985. - Polymorphisme du rythme d'émission des cercaires de *Schistosoma mansoni* et ses relations avec l'écologie de la transmission du parasite, *Vie et Milieu*, **35** : 23-31.

WARREN K. S. & PETERS P. A., 1967. - Comparison of penetration and maturation of *Schistosoma mansoni* in the Hamster, Mouse, Guinea pig, Rabbit, and Rat, *The American Journal of Tropical Medicine and Hygiene*, **16** : 718-722.



- **Titre :** Etude de la Schistosomose intestinale à *Schistosoma mansoni* chez les Rongeurs sauvages à Richard-Toll (Sénégal) : suivi de l'infestation naturelle et transmission expérimentale.

- Nom du candidat : **Mariama SENE**

- Nature du mémoire : **Thèse de Troisième cycle de Biologie Animale**

- Jury :       Président : Mr. Bhen Sikina   TOGUEBAYE

                  Membres : MM   Jean Marc   DUPLANTIER  
                                  Ousmane   FAYE  
                                  Bernard    MARCHAND  
                                  Bertrand  SELLIN  
                                  Jean       TROUILLET

- soutenue le 11 mars 1994 à 16 heures en Amphi 7.

- **Résumé :** Un suivi parasitologique a été effectué pendant trois années à Richard-Toll. Deux espèces de Rongeurs, Muridae, ont été trouvées naturellement infestées par *Schistosoma mansoni* : *Arvicanthis niloticus* et *Mastomys huberti*. La prévalence d'infestation est de 5,5 % chez *Arvicanthis niloticus* et de 4,5 % chez *Mastomys huberti*. *Arvicanthis niloticus* et *Mastomys huberti* ont respectivement des charges parasitaires moyennes de  $29,2 \pm 8,35$  et de  $22,1 \pm 24,1$ . Nous avons observé une surdispersion des *Schistosoma mansoni* adultes récupérés chez les Rongeurs naturellement infestés. L'étude expérimentale de la transmission révèle la susceptibilité de *Arvicanthis niloticus*, de *Mastomys huberti*, de *Mastomys erythroleucus* et de *Mus musculus* à l'infestation par *Schistosoma mansoni*.

- **Mots Clés :** Schistosomose intestinale, *Schistosoma mansoni*, Rongeurs sauvages, Richard-Toll, infestation naturelle, transmission expérimentale.