



**HAL**  
open science

# Les schistosomoses au Bénin : épidémiologie et écologie des interactions hôte-parasite

Moudachirou Ibikounle

► **To cite this version:**

Moudachirou Ibikounle. Les schistosomoses au Bénin : épidémiologie et écologie des interactions hôte-parasite. Interactions entre organismes. Université de Perpignan Via Domitia; Université d'Abomey-Calavi (Bénin), 2006. Français. NNT: . tel-03412713

**HAL Id: tel-03412713**

**<https://theses.hal.science/tel-03412713>**

Submitted on 3 Nov 2021

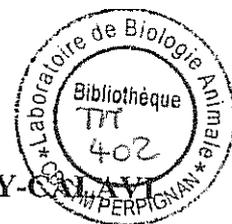
**HAL** is a multi-disciplinary open access archive for the deposit and dissemination of scientific research documents, whether they are published or not. The documents may come from teaching and research institutions in France or abroad, or from public or private research centers.

L'archive ouverte pluridisciplinaire **HAL**, est destinée au dépôt et à la diffusion de documents scientifiques de niveau recherche, publiés ou non, émanant des établissements d'enseignement et de recherche français ou étrangers, des laboratoires publics ou privés.

Académie de Montpellier  
**UNIVERSITE DE PERPIGNAN VIA DOMITIA**  
**FRANCE**  
ECOLE DOCTORALE : BIOLOGIE,  
ENVIRONNEMENT ET SCIENCES POUR  
INGENIEUR  
Laboratoire de Parasitologie Fonctionnelle et  
Evolutive

&

**UNIVERSITE D'ABOMEY-CALAVI**  
**BENIN**  
ECOLE DOCTORALE :  
SCIENCE DE LA VIE  
Département de Zoologie et Génétique



## Thèse en Co-tutelle

Présentée à l'Université de Perpignan pour obtenir le diplôme de DOCTORAT

Biologie

Spécialité : Parasitologie et Ecologie parasitaire

***LES SCHISTOSOMOSES AU BENIN : EPIDEMIOLOGIE ET***  
***ECOLOGIE DES INTERACTIONS HOTE-PARASITE***

Par

**Moudachirou IBIKOUNLE**

Soutenue le 28 septembre 2006 devant le jury composé de :

M. Andreas Ruppel, Professeur d'Université, Allemagne	Rapporteur
M. Achille Massougbodji, Professeur d'Université, Bénin	Rapporteur
M. André Théron, Directeur de Recherche CNRS, France	Examineur
M. Robert Bourgat, Professeur d'Université émérite, France	Examineur
Mlle Hélène Moné, Chargée de Recherche CNRS, France	Co-Directrice de Thèse
M. Nestor G. Sakiti, Maître de Conférences, Bénin	Co-Directeur de Thèse

## Remerciements

*Au terme de ce travail de thèse en co-tutelle entre l'Université de Perpignan et l'Université d'Abomey-Calavi, je souhaiterais tout d'abord remercier le Ministère français des Affaires Etrangères et en particulier le Service de la Coopération et d'Action Culturelle de l'Ambassade de France à Cotonou notamment Monsieur Boissenin et son service pour m'avoir octroyé une bourse en alternance lors de mes trois séjours en France et pour avoir contribué au financement des travaux de cette thèse.*

*Il m'est agréable d'exprimer mes sincères remerciements à toutes les personnes physiques et morales qui m'ont apporté de diverses manières leur concours et sans qui ce travail n'aurait jamais abouti. Mes remerciements vont en particulier :*

*A Mlle Héléne Moné, co-directrice de cette thèse, Chercheur CNRS au Laboratoire de Parasitologie Fonctionnelle et Evolutive, UMR 5555 CNRS-UPVD de l'Université de Perpignan Via Domitia pour son encadrement sans faille pendant les trois années que cette thèse a duré. Par son extrême rigueur scientifique, ses conseils de tout temps, sa pédagogie, sa disponibilité de tout instant, elle a su corriger mes insuffisances, relever mon niveau et conduire de mains de maître ce travail à son terme. Merci également pour son soutien matériel et moral ici en France comme au Bénin en Afrique. J'imagine très bien la chance que j'ai eu de vous avoir comme directrice. Merci enfin pour la confiance placée en moi et soyez rassurée, en retour de mon indéfectible attachement.*

*A Monsieur Nestor G. Sakiti, co-directeur de cette thèse, Maître de Conférences CAMES à l'Université d'Abomey-Calavi (Bénin) pour n'avoir pas émis de doute sur ma modeste personne au moment où il fallait désigner le bénéficiaire de cette formation. La confiance que vous avez bien voulu me témoigner a été pour moi le meilleur encouragement. Soyez assuré de l'admiration et du profond respect que je vous porte. Merci pour votre encadrement.*

*A Monsieur Andreas Ruppel, Professeur à l'Institute of Tropical Hygiene de l'Université de Heidelberg (Allemagne), pour avoir accepté de participer à mon jury en qualité de rapporteur malgré vos multiples occupations. Soyez assuré de ma profonde gratitude.*

*A Monsieur Achille Massougbodji, Professeur de Parasitologie à la Faculté des Sciences de la Santé de l'Université d'Abomey-Calavi au Bénin pour avoir bien voulu participer à ce jury et pour avoir accepté de rapporter cette thèse. Vous m'avez été d'un grand secours pour les travaux de terrain indispensables à la réalisation des objectifs de ce travail.*

*A Monsieur André Théron, Directeur de Recherche CNRS, Directeur du Laboratoire de Parasitologie Fonctionnelle et Evolutive, UMR 5555 CNRS-UPVD de l'Université de Perpignan Via Domitia, pour avoir accepté de participer à mon jury en qualité d'examineur, malgré votre emploi du temps très chargé. Je vous remercie également pour*

*la confiance placée en ma personne en m'acceptant dans votre Laboratoire depuis 4 années. Merci pour vos conseils et votre soutien pour l'aboutissement heureux de ce travail.*

*A Monsieur Robert Bourgat, Professeur émérite à l'Université de Perpignan, auteur de la convention inter-universitaire entre l'Université de Perpignan et l'Université d'Abomey-Calavi. Merci pour vos conseils, votre soutien matériel et moral, mais également pour vos encouragements. A travers vous, je voudrais exprimer ma profonde gratitude à votre famille et surtout à votre épouse Anne-Marie.*

*A Monsieur Gabriel Mouahid, Maître de Conférences à l'IUFM de Perpignan et Chercheur associé au Laboratoire de Parasitologie Fonctionnelle et Evolutive, UMR 5555 CNRS-UPVD de l'Université de Perpignan Via Domitia, pour le rôle capital que vous avez joué pour l'aboutissement heureux de ce travail. Votre mission de terrain au Bénin m'a été d'un secours certain et d'une richesse inestimable. Travailler à vos côtés est un enrichissement permanent, scientifique et personnel. Merci pour tout.*

*A Monsieur Jean-Pierre Pointier, Maître de Conférences à l'Ecole Pratique des Hautes Etudes dans l'UMR 5555 CNRS-UPVD de l'Université de Perpignan Via Domitia, pour votre encadrement sur la technique de l'anatomie de l'appareil reproducteur des mollusques. Je vous remercie également pour vos conseils et les discussions que j'ai souvent le plaisir d'engager avec vous sur la malacologie.*

*Aux autres Chercheurs et personnels techniques et administratif du Laboratoire.*

*A Monsieur Claude Combes, Professeur émérite d'Université et membre permanent de l'Académie des Sciences, pour vos conseils et les discussions enrichissantes que j'ai eu l'honneur d'engager avec vous. Merci beaucoup.*

*A Monsieur Olivier Verneau, Maître de Conférences à l'UPVD pour avoir accepté de guider mes premiers pas sur le terrain de la recherche.*

*Aux Messieurs Claude Gabrion, Jérôme Boissier, Guillaume Mitta, Pierre Sasal, Richard Galinier, Benjamin Gourbal, Mlles Elisabeth Faliex, Juliette Langand, je vous dis simplement merci. Merci pour votre sympathie et vos conseils.*

*A Sylvie Rochon, j'exprime mes profondes reconnaissances pour son soutien et sa sympathie.*

*A Anne Rognon pour son soutien technique dans l'entretien de mes mollusques durant mes absences.*

*A Nathalie Arancibia également pour l'entretien sans cesse apporter à mes mollusques.*

*A Anne Modà pour son apport technique dans la recherche de la documentation nécessaire à la thèse.*

*J'exprime mes sincères gratitude à Bernard Dejean, à Gaël Simon pour le soin apporté à mes souris et mérions tout au long des 3 années, Jean-François Allienne et à Pierre Tisseyre pour leur encadrement technique, Rémi Emans pour l'assistance sans cesse répétée apportée à mon ordinateur.*

Aux doctorants du Laboratoire : Anne Bouchut, Géraldine Fazio, François Guillou, Mathieu Bad, Emmanuel Roger, je vous reconnais tous, votre amabilité et surtout l'esprit d'équipe dont chacun de vous a fait preuve. J'ai beaucoup apprécié l'ambiance amicale qui a prévalu dans la salle climatisée des doctorants durant mon séjour parmi vous. Je vous en suis très reconnaissant.

Aux étudiants de masters 2 ou DEA (Catherine, Sophie, Rodrigue,...) futures doctorantes et futurs doctorants (je vous le souhaite). Je vous remercie pour votre sympathie.

A Rodrigue Mintsu Nguema, étudiant gabonnais, Je fais une mention spéciale pour sa précieuse collaboration et pour les échanges que nous avons eus dans la réalisation de certaines expérimentations de la thèse.

A Yves BONI, étudiant ivoirien, doctorant de l'EPHE, je dis merci pour sa collaboration dans l'étude anatomique de mes spécimens.

Je m'en voudrais de ne pas exprimer ma reconnaissance à Monsieur Delseny, Directeur de l'Ecole Doctorale ED 305 : BESPI et à son équipe pour avoir accepté mon inscription en thèse dans cette école doctorale.

\*\*\*\*\*

Maintenant le moment est venu d'exprimer mes déférences à toutes ces gentilles personnes du Bénin qui m'ont, de près comme de loin, d'une manière ou d'une autre, apporté leur soutien.

Je suis particulièrement heureux d'exprimer ma profonde gratitude à Monsieur Martin Akogbéto, Professeur d'entomologie, Chef de Département de Zoologie et Génétique de la Faculté des Sciences et Techniques de l'Université d'Abomey-Calavi et Directeur du Centre entomologique de Cotonou, CREC, pour vos encouragements et vos conseils. Soyez assuré de l'admiration et du profond respect que je vous porte.

Messieurs Ogoubi H. Daïnou, Ernest Goudégnon et Magloire Accodji, enseignants chercheurs au département, sont toujours été très attentifs au déroulement de mon travail ; qu'ils trouvent ici l'expression de ma profonde gratitude.

Je suis très sensible aux conseils que j'ai souvent reçus de Monsieur Clément Agbangla, Maître-Assistant au CAMES, Chef Adjoint de Département de Zoologie et Génétique et Directeur du Laboratoire de Génétique et de Biotechnologie de la Faculté des Sciences et Techniques de l'UAC. Je tiens à vous assurer de ma vive reconnaissance.

J'ai souvent mis à contribution les expériences de terrain de Monsieur Ghelus Gbédjissi. Il a toujours répondu présent. Soyez en remercié infiniment.

Monsieur Emile Fiogbé, Maître-Assistant au CAMES, Directeur de l'Unité de Recherche sur les Zones Humides (URZH) du Département de Zoologie et Génétique, FAST, UAC. Merci pour vos conseils.

Monsieur Corneil Ahanhanzo, Professeur Assistant de Biotechnologie alimentaire au Département de Zoologie et Génétique, votre simplicité force mon admiration. Je vous remercie pour votre soutien moral.

A tous les doyens, collègues et amis du Département de Zoologie et Génétique : Dr. Alexandre Dansi, Messieurs Youssouf Abou, Alphonse Adité, Hubert Adoukonou, Gustave Djèdatin,

Michel Sèsounlin, Edmond Soussoukypè, Imorou Ibrahim, ...), je tiens à vous témoigner mes sincères reconnaissances et à vous assurer de ma disponibilité pour les actions futures. Merci à Madame Ganiéro Pélagie pour tes conseils, ton soutien administratif et pour tes encouragements.

Merci également à Monsieur Siméon ZOUMA, Secrétaire Principal à la Faculté des Sciences et Technique et à Monsieur AVALIGBE du Secrétariat Permanent du Conseil Scientifique de l'Université d'Abomey-Calavi (Bénin) pour votre soutien administratif et vos conseils.

\*\*\*\*\*

Les recherches de terrain ont nécessité de nombreuses missions dans pratiquement tout le Bénin. Je tiens à remercier tous ceux qui ont contribué à leur mise en place et à leur succès. Il s'agit de Etienne Sévi, Tchakou M., Martin Hounkandji, Célestin Avlessi, ...

Monsieur Emile Konassandé, Directeur Départemental de Santé Publique de l'Atacora-Donga et Monsieur Bernard Matchi du Service de l'Hygiène et de l'Assainissement de Base de la Donga et sa soeur Edith Akogbassa qui m'ont été d'un grand secours pour les missions de terrain au nord du Bénin. Merci pour votre aide.

Dans le Département du Borgou, je salue la sympathie et la promptitude avec laquelle Dr. Gilbert-Luc Akylogan du centre de Serosurveillance et le M. Bankolé, vétérinaire à Parakou m'ont apporté leur collaboration dans les fouilles vésicales des bovins et caprins à la recherche des parasites.

Professeur Brice Sinsin, je vous suis très reconnaissant de vos actions salutaires. Je n'oublie pas les moyens roulants que vous mettez à ma disposition lors des missions délicates. Merci infiniment. Merci également à votre délicat chauffeur Oscar.

Merci aux Directeurs des écoles, aux enseignants, ainsi qu'aux élèves des villages de Doh et de Sô-Tchankhoué et aux pêcheurs des villages de Toho-Todougba pour votre confiance en acceptant de me donner des prélèvements biologiques.

\*\*\*\*\*

A mes frères et amis: Emile Edéa, Alfred Mensah, Dramane Ouinsou, Dr. Jacob Yabi, André Yabi, Aude Yabi, David Balogoun, Aliou Bio, Ange Afouda, Ebenizer Ewéafè, Jules Tchédé, Innocent Bossou, Norbert Allagbé, .... Merci pour votre soutien.

Merci Emile pour ton assistance technique dans la réalisation des cartes de cette thèse. Sois en assuré de ma collaboration future.

A mes feux parents : Soulé Ibikounlé, Akintola, Cyprien Lino et Andréa Lino ; à ma famille : Tairou Ibikounlé, Bitou Ibikounlé, Germain Lino, Philomène Lino, Richard Sanga, Tawidi Razaki, Adam Akintola ; à ma belle famille : Adama Adjibi et N. Daguiar, ce travail est le couronnement du soutien et de l'éducation reçus. Je vous en remercie infiniment.

Je tiens à adresser particulièrement mes vifs remerciements à Monsieur Moussa Boukari, non pas pour toutes ses actions paternelles, mais simplement pour sa présence à mes côtés.

*Nombreuses sont les mains invisibles qui ont pourtant œuvrées très efficacement pour l'aboutissement de cette thèse. Je voudrais exprimer ma profonde gratitude à : Monsieur le Professeur Karim L. Dramane, ex ministre de l'éducation Nationale et actuel Directeur de l'Ecole Doctorale Science de la Vie, UAC, Monsieur Tidjani Tchoubarè, Professeur de Chimie à la FAST, Monsieur le Professeur Marc-Abel Ayédoun, Monsieur le Professeur Kabirou Moutaïrou, Monsieur le Professeur Simon Akponan, Recteur de l'Université de Parakou pour leurs actions à divers niveaux.*

*Son Excellence, Professeur Olabiyi Babatoundé Joseph YAI, Ambassadeur, Délégué permanent du Bénin auprès de l'UNESCO, pour moi, vous êtes un modèle à suivre. Merci pour votre soutien. Et merci pour avoir accepté de parrainer la soutenance de cette thèse.*

*Je m'en voudrais de ne pas exprimer mes sincères et respectueux remerciements à Monsieur Adam Gbankoto qui a suivi avec attention et dynamisme, du début à la fin, tout le déroulement du processus de cette formation. Merci pour votre soutien matériel et moral.*

*C'est à toi, la courageuse Maïmouna, que s'adressent mes tendres remerciements. Tu as tenu ta promesse, celle de me soutenir avec toute ta force pour faire aboutir cette thèse contre vent et marée. Merci pour ta patience mais surtout pour ta présence à mes côtés.*

\*\*\*\*\*

*Je remercie enfin l'Université de Perpignan et le Centre National de la Recherche Scientifique, pour le soutien financier qu'ils apportent au Laboratoire de l'Ecologie Fonctionnelle et Evolutive UMR 5555 CNRS-UPVD, où presque toutes les expériences de cette thèse ont été réalisées et l'Université d'Abomey-Calavi pour sa contribution financière pour les missions de terrain.*

*Je ne saurais oublier d'associer à la réalisation de ce travail la délégation EGIDE de Montpellier. Merci à M. Farid Saadoun et son équipe pour la rapidité et la délicatesse avec lesquelles mon dossier est souvent traité tout au long de ces quatre années.*

\*\*\*\*\*

## SOMMAIRE

<b>INTRODUCTION GENERALE.....</b>	<b>1</b>
<b>PARTIE I : MATERIEL ET METHODES.....</b>	<b>7</b>
<b>CHAPITRE 1 : MATERIEL BIOLOGIQUE.....</b>	<b>9</b>
I. Les schistosomes.....	11
II. Les mollusques .....	11
III. Les hôtes définitifs.....	13
<b>CHAPITRE 2 : METHODES EXPERIMENTALES.....</b>	<b>15</b>
I. Techniques de terrain .....	17
A. Récolte et transport des mollusques.....	17
B. Tri et test parasitologique des mollusques.....	17
C. Elevage des mollusques.....	18
D. Extraction des populations de schistosomes.....	19
II. Techniques de maintien du cycle des schistosomes au Laboratoire.....	20
A. Récolte des œufs et infestation des mollusques.....	20
1. Récolte des œufs de schistosomes.....	20
2. Infestation des mollusques.....	20
3. Récolte des cercaires et infestation des rongeurs .....	21
4. Récupération des schistosomes adultes par perfusion.....	21
III. Etude morpho-anatomique des mollusques.....	22
A. Anesthésie des mollusques.....	22
B. Extraction de l'animal de sa coquille et fixation.....	23
C. Fixation et conservation.....	23
D. Dissection et réalisation des dessins.....	23
E. Description des coquilles.....	24
F. Identification des mollusques.....	24
IV. Techniques de production cercarienne .....	24
A. Chronobiologie.....	25
B. Production cercarienne journalière.....	25
V. Techniques d'étude des traits de vie des mollusques .....	25
A Mesure de la taille des mollusques .....	25
B. Reproduction des mollusques.....	26
C. Survie des mollusques.....	26
VI. Techniques biométriques.....	26
A. Œufs .....	26
B. Cercaires .....	27
VII. Méthodes statistiques.....	28
<b>PARTIE II : EPIDEMIOLOGIE DES SCHISTOSOMES DANS LA ZONE                   CEDEAO ET AU BENIN.....</b>	<b>31</b>
<b>INTRODUCTION.....</b>	<b>32</b>

<b>CHAPITRE 1 : REVUE BIBLIOGRAPHIQUE SUR L'EPIDEMIOLOGIE DE LA SCHISTOSOMOSE DANS LA COMMUNAUTE ECONOMIQUE DES ETATS DE L'AFRIQUE DE L'OUEST (CEDEAO).....</b>	<b>33</b>
INTRODUCTION.....	35
I. Caractéristiques physiques générales de l'espace .....	37
II. Epidémiologie de la schistosomose dans le « couloir Dahoméen » .....	39
A. La schistosomose au Bénin.....	40
B. La schistosomose au Togo.....	45
III. Epidémiologie de la schistosomose dans les pays limitrophe du couloir Dahoméen .....	47
A. La schistosomose au Ghana.....	47
B. La schistosomose au Burkina Faso .....	49
C. La schistosomose au Niger .....	53
D. La schistosomose au Nigeria .....	56
IV. L'Epidémiologie de la schistosomose dans les neufs autres pays de l'espace .....	62
A. La schistosomose en Côte d'Ivoire.....	62
B. La schistosomose au Liberia .....	65
C. La schistosomose en Sierra Leone .....	66
D. La schistosomose en Guinée.....	67
E. La schistosomose en Guinée-Bissau.....	68
F. La schistosomose en Gambie .....	69
G. La schistosomose au Cap Vert .....	70
H. La schistosomose au Sénégal .....	70
I. La schistosomose au Mali.....	74
V. Synthèse Générale.....	78
VI. Suggestions.....	83
 <b>CHAPITRE 2 : LE BENIN : MILIEU PHYSIQUE ET FOYERS PROSPECTES.....</b>	 <b>85</b>
I. Milieu physique ; le Bénin.....	87
A. Situation géographique.....	87
B. Les données climatiques .....	87
C. L'Hydrographie .....	90
1. Les fleuves et cours d'eau .....	90
2. Les lacs et lagunes .....	92
3. Les barrages hydroélectriques.....	92
4. Les retenues d'eau agropastorales et hydroagricoles.....	94
D. Relief et végétation .....	94
II. Les foyers et sites prospectés.....	96
A. Définitions.....	96
B. Répartition géographique des sites.....	99
1. Répartition administrative et positions géographiques.....	99
2. Répartition climatique.....	99
3. Répartition typologique.....	100
4. Répartition hypsométrique.....	101

<b>CHAPITRE 3 : EPIDEMIOLOGIE ET DYNAMIQUE DES POPULATIONS DE MOLLUSQUES DANS QUELQUES FOYERS A SCHISTOSOMES AU BENIN.....</b>	<b>105</b>
INTRODUCTION.....	107
I. Epidémiologie des schistosomes chez l'Homme .....	108
A. Protocole expérimental .....	108
1. Choix des sites .....	109
2. Choix de l'échantillonnage.....	109
3. Techniques parasitologiques.....	110
B. Résultats.....	112
1. <i>Schistosoma haematobium</i> .....	112
2. <i>Schistosoma mansoni</i> .....	112
3. Association <i>S. haematobium</i> et <i>S. mansoni</i> .....	112
4. <i>Schistosoma guineensis</i> .....	113
5. <i>Schistosoma intercalatum</i> .....	114
II. Epidémiologie des schistosomes chez les animaux.....	114
A. Protocole expérimental.....	114
B. Résultats.....	114
1. <i>Schistosoma bovis</i> .....	114
2. <i>S. curassoni</i> .....	115
3. Les <i>Schistosoma</i> du groupe <i>S. indicum</i> .....	115
III. Epidémiologie chez les mollusques.....	115
A. Protocole expérimental.....	115
B. Résultats.....	116
1. Epidémiologie.....	116
2. Dynamique des populations .....	124
IV. Discussion .....	128
<b>CHAPITRE 4 : ETUDE MORPHO-ANATOMIQUE DES MOLLUSQUES GASTEROPODES D'EAU DOUCE DU BENIN.....</b>	<b>135</b>
INTRODUCTION.....	137
I. Description de la coquille.....	137
A. Protocole expérimental.....	137
B. Résultats.....	138
1. Identification et description morphologique des coquilles.....	138
II. Description de l'anatomie de l'appareil reproducteur .....	143
A. Protocole expérimental.....	143
B. Résultats.....	144
1. Description générale de l'appareil reproducteur des mollusques Pulmonés.....	144
2. Particularités.....	145
III. Discussion.....	153
CONCLUSION PARTIE II.....	155

<b>PARTIE III : ECOLOGIE DES INTERACTIONS HOTE-PARASITE.....</b>	<b>157</b>
INTRODUCTION .....	159
<b>SOUS-PARTIE 1 : ECOLOGIE DES INTERACTIONS MOLLUSQUE-SCHISTOSOME.....</b>	<b>161</b>
INTRODUCTION.....	163
<b>CHAPITRE 1 : COMPATIBILITE ENTRE SCHISTOSOMES ET MOLLUSQUES HOTES INTERMEDIAIRES AU BENIN.....</b>	<b>167</b>
INTRODUCTION .....	169
I. Protocole expérimental.....	170
II. Résultats.....	171
A. Compatibilité <i>S. haematobium</i> de Doh, de Sô-Tchanhoué et de Toho-Todougba.....	171
1. Influence de la charge parasitaire sur la compatibilité du parasite.....	173
2. Influence de l'espèce ou de la population de mollusque sur la compatibilité du parasite. ....	173
3. Variation de la compatibilité en fonction de la population de parasite .....	174
B. Compatibilité de <i>S. mansoni</i> de Kpinnou et de Toho-Todougba .....	174
1. Influence de la charge parasitaire sur la compatibilité du parasite.....	174
2. Influence de l'espèce de mollusques sur la compatibilité du parasite..	175
3. Influence de la population de mollusques sur la compatibilité du parasite.....	175
4. Variation de la compatibilité en fonction de la population du parasite	176
III. Discussion.....	177
<b>CHAPITRE 2 : ANALYSE COMPARATIVE DES TRAITS D'HISTOIRE DE VIE DANS LES SYSTEMES HOTE-PARASITE <i>S. HAEMATOBIIUM / BULINUS</i>.....</b>	<b>181</b>
INTRODUCTION.....	183
I. Protocole expérimental.....	183
II. Résultats .....	184
A. Traits d'histoire de vie du parasite .....	184
1. Période prépatente.....	184
2. Taux d'infestation.....	185
3. Production cercarienne .....	186
B. Traits d'histoire de vie des mollusques hôtes .....	191
1. Croissance des mollusques.....	191
2. Reproduction des mollusques.....	194
3. Survie des mollusques.....	194
III. Discussion.....	196

**CHAPITRE 3 : ANALYSE COMPARATIVE DES TRAITS D'HISTOIRE DE  
VIE DANS LES SYSTEMES HOTE-PARASITE *S. MANSONI*  
/*B. PFEIFFERI*..... 199**

INTRODUCTION..... 201  
 I. Protocole expérimental..... 201  
 II. Résultats ..... 202  
     A. Traits d'histoire de vie du parasite ..... 202  
         1. Période prépatente..... 202  
         2. Taux d'infestation..... 203  
         3. Production cercarienne..... 204  
     B. Traits d'histoire de vie des mollusques hôtes..... 209  
         1. Croissance des mollusques..... 209  
         2. Reproduction des mollusques..... 211  
         3. Survie des mollusques..... 211  
 III. Discussion..... 213

**CHAPITRE 4 : ANALYSE COMPARATIVE DES TRAITS D'HISTOIRE DE  
VIE DANS LES SYSTEMES SYMPATRIQUES ET  
ALLOPATRIQUES *S. MANSONI* DE TOHO-TODOUGBA  
(BENIN) ET CINQ POPULATIONS DE *B. PFEIFFERI* DU  
BENIN ET D'OMAN..... 215**

INTRODUCTION ..... 217  
 I. Protocole expérimental..... 217  
 II. Résultats ..... 219  
     A. Les traits d'histoire de vie du parasite ..... 219  
         1. Période prépatente..... 219  
         2. Taux d'infestation..... 220  
         3. Production cercarienne..... 221  
     B. Traits d'histoire de vie des mollusques hôtes ..... 226  
         1. Croissance des mollusques..... 226  
         2. Reproduction des mollusques..... 231  
         3. Survie des mollusques..... 238  
 III. Discussion..... 242

**SOUS-PARTIE 2 : ECOLOGIE DES INTERACTIONS VERTEBRE-  
SCHISTOSOME..... 245**

INTRODUCTION..... 247

**CHAPITRE 1 : ETUDES MORPHOMETRIQUE ET BIOMETRIQUE DES  
ŒUFS DE SCHISTOSOMES AU BENIN..... 249**

INTRODUCTION..... 251  
 I. Protocole expérimental..... 252  
 II. Résultats ..... 253  
     A. *Schistosoma haematobium* ..... 253

1. Etude de la morphologie des œufs .....	253
2. Etude de la biométrie des œufs de <i>S. haematobium</i> .....	260
3. Analyse intrapopulationnelle en fonction de la localisation des œufs..	261
4. Analyse interpopulationnelle des trois <i>S. haematobium</i> .....	264
B. <i>Schistosoma mansoni</i> .....	267
1. Etude de la morphologie des œufs .....	267
2. Etude de la Biométrie.....	269
3. Analyse intrapopulationnelle des œufs .....	270
4. Analyse interpopulationnelle des deux parasites .....	271
III. Discussion.....	273

**CHAPITRE 2 : ETUDE BIOMETRIQUE DES CERCAIRES DE *S. MANSONI* DE TOHO-TODOUGBA EN FONCTION DE LA POPULATION DE MOLLUSQUE ET DU SEXE DE L'INFESTATION DU PARASITE.....** 277

INTRODUCTION.....	279
I. Protocole expérimental .....	279
II. Résultats .....	281
1. Variations biométriques entre cercaires provenant de différents mollusques d'une même population .....	282
2. Variations biométriques entre cercaires provenant de différents mollusques appartenant à différentes populations .....	285
3. Variabilité biométrique intersexe des cercaires.....	288
4. Relation taille mollusque hôte / taille des cercaires .....	290
5. Relation taille cercaire / infectivité .....	291
6. Relation taille mollusque hôte / infectivité des cercaires.....	294
III. Discussion.....	294

**CHAPITRE 3 : CHRONOBIOLOGIE CERCARIENNE HORAIRE DE *S. HAEMATOBIMUM* ET DE *S. MANSONI* ET DYNAMIQUE DES ACTIVITES HUMAINES AU BENIN.....** 297

INTRODUCTION .....	299
<b>Sous-Chapitre 1 : Chronobiologie des émissions cercariennes horaires de <i>S. haematobium</i> et de <i>S. mansoni</i> du Bénin.....</b>	301
I. Protocole expérimental.....	301
II. Résultats.....	302
A. Chronobiologie des émissions cercariennes horaires de <i>S. haematobium</i> ...	302
1. <i>S. haematobium</i> de Doh .....	302
2. <i>S. haematobium</i> de Sô-Tchanhoué.....	303
3. <i>S. haematobium</i> de Toho-Todougba.....	304
B. Chronobiologie des émissions cercariennes horaires de <i>S. mansoni</i> .....	307
1. <i>S. mansoni</i> de Kpinnou .....	307
2. <i>S. mansoni</i> de Toho-Todougba .....	308
III. Discussion.....	310

<b>Sous-Chapitre 2 : Etude de la dynamique des activités de pêche au Bénin : Cas de trois villages de pêcheurs riverains du lac Toho-Todougba..</b>	<b>313</b>
I. Protocole expérimental.....	313
II. Résultats.....	314
A. Les engins de pêche et leur rôle dans le mécanisme de transmission des parasites.....	314
B. Autres activités .....	315
C. Chronobiologie des activités de pêche au Bénin : Cas du lac Toho-Todougba.....	317
1. Dynamique de pêche sur le lac.....	317
2. Dynamique de baignade dans le lac.....	317
3. Dynamique de la pêche et des autres activités .....	318
4. Utilisation du lac par tranche d'âge.....	318
5. Durée de contact avec l'eau au cours des pêches.....	320
III. DISCUSSION.....	321
CONCLUSION PARTIE III .....	325
CONCLUSION GENERALE ET PERSPECTIVES.....	327
REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES .....	331

## INDEX DES FIGURES

Figure 1 : Représentation schématique du cycle de développement asexué du genre <i>Schistosoma</i> .....	4
Figure 2 : Représentation schématique du cycle sexué des schistosomes .....	5
Figure 3 : Sites d'extraction des populations de <i>S. haematobium</i> et de <i>S. mansoni</i> .....	12
Figure 4 : Situation géographique des différents sites de prélèvement des populations de mollusques vecteurs utilisés .....	14
Figure 5 : Carte de l'Afrique de l'Ouest montrant l'espace CEDEAO .....	35
Figure 6 : Les grands réseaux hydrographiques de l'espace CEDEAO .....	38
Figure 7 : Grandes formations végétales de l'Afrique de l'Ouest montrant le couloir dahoméen .....	39
Figure 8 : Plan de description de l'épidémiologie des schistosomes dans l'espace CEDEAO.....	40
Figure 9 : Distribution des différentes espèces de schistosomes signalées dans l'espace CEDEAO (Afrique de l'Ouest).....	81
Figure 10 : Distribution des différentes espèces de mollusques vecteurs de schistosomes signalées dans l'espace CEDEAO (Afrique de l'Ouest).....	82 88 89
Figure 11 : Carte de la division administrative du Bénin.....	93
Figure 12 : Carte climatique du Bénin.....	95
Figure 13 : Principaux cours d'eau du réseau hydrographique du Bénin .....	96
Figure 14 : Carte du relief du Bénin .....	97
Figure 15 : Exemple d'un site naturel permanent .....	98
Figure 16 : Exemple d'un site naturel inondable .....	98
Figure 17 : Exemple d'un plan d'eau aménagé .....	
Figure 18 : Exemple d'un point d'eau artificiel .....	104
Figure 19 : Position géographique des différents sites/foyers de prospection en fonction des typologies.....	111
Figure 20 : Carte de l'Arrondissement de Pahou montrant en détail le lac Toho-Todougba.....	122
Figure 21 : Distribution des mollusques potentiellement vecteurs de schistosomes dans les différents foyers prospectés .....	125
Figure 22 : Dynamique des populations de <i>B. globosus</i> et de <i>B. pfeifferi</i> dans le site de Toho-Todougba, foyer de Pahou.....	125
Figure 23 : Dynamique des populations de <i>B. forskalii</i> et de <i>B. globosus</i> dans le site de Sô-Tchanhoué, foyer de Sô-Ava.....	126
Figure 24 : Dynamique des populations de <i>B. forskalii</i> , <i>B. globosus</i> et <i>I. exustus</i> dans le site de Acron, foyer de Porto-Novo.....	126
Figure 25 : Dynamique des populations de <i>B. globosus</i> et <i>I. exustus</i> dans le site de Djassin, foyer de Porto-Novo.....	127
Figure 26 : Dynamique des populations de <i>B. globosus</i> et <i>I. exustus</i> dans le site de Tchivié, foyer de Porto-Novo.....	127
Figure 27 : Dynamique des populations de <i>B. forskalii</i> , <i>B. globosus</i> et <i>I. exustus</i> dans le site ASECNA, foyer de Cotonou .....	128
Figure 28 : Photographie des coquilles des différentes espèces de mollusques Pulmonés récoltés au Bénin.....	141
Figure 29 : Photographie des espèces de mollusques Prosobranches récoltés au Bénin..	142
Figure 30 : Schéma du plan d'organisation générale du système reproducteur chez les	

mollusques Pulmonés.....	144
Figure 31 : Anatomie de l'appareil reproducteur de <i>B. globosus</i> .....	148
Figure 32 : Anatomie de l'appareil reproducteur de <i>L. natalensis</i> .....	149
Figure 33 : Anatomie de l'appareil reproducteur de <i>Physa sp</i> .....	150
Figure 34 : Anatomie de l'appareil reproducteur de <i>Biomphalaria pfeifferi</i> .....	151
Figure 35 : Anatomie de l'appareil reproducteur de <i>Indoplanorbis exustus</i> .....	152
Figure 36 : Productions cercariennes journalières moyennes des différents couples hôte-parasite. ....	188
Figure 37 : Productions cercariennes hebdomadaires moyennes dans les couples sympatriques et allopatriques .....	190
Figure 38 : Croissances de <i>B. globosus</i> et de <i>B. wrighti</i> dans les différents couples hôte-parasite.....	193
Figure 39 : Relation entre la hauteur des mollusques <i>B. globosus</i> et la production cercarienne de <i>S. haematobium</i> de Toho-Todougba.....	194
Figure 40 : Courbes de survie de <i>B. globosus</i> infestés par 1 miracidium et 5 miracidiums de la population de parasite de Toho-Todougba.....	195
Figure 41 : Courbes de survie des espèces <i>B. globosus</i> et <i>B. wrighti</i> infestées par 5 miracidiums de la population de parasite de Toho-Todougba .....	195
Figure 42 : Courbes de survie de l'espèce <i>B. wrighti</i> infestée par les populations de parasite de Toho-Todougba, Doh et de Sô-Tchanhoué .....	295
Figure 43 : Productions cercariennes journalières moyennes des différents couples hôte-parasite. ....	205
Figure 44 : Productions cercariennes hebdomadaires moyennes dans les couples sympatriques et allopatriques.....	208
Figure 45 : Croissances des deux populations de <i>B. pfeifferi</i> dans les différents couples hôte-parasite.....	210
Figure 46 : Relation entre diamètre des mollusques et production cercarienne journalière moyenne à la 12 <sup>ème</sup> semaine post-infestation.....	211
Figure 47 : Courbes de survie des <i>B. pfeifferi</i> de Toho-Todougba infestés par <i>S. mansoni</i> de Toho-Todougba .....	212
Figure 48 : Courbes de survie des deux populations de <i>B. pfeifferi</i> de Toho-Todougba et de Arazat infestées par <i>S. mansoni</i> de Toho-Todougba .....	212
Figure 49 : Courbes de survie des deux populations de <i>B. pfeifferi</i> de Toho-Todougba et de Kpinnou infestées respectivement par <i>S. mansoni</i> de Toho-Todougba et <i>S. mansoni</i> de Kpinnou .....	212
Figure 50 : Productions cercariennes journalières moyennes des différents couples hôte-parasite.....	222
Figure 51 : Autocorrélogramme de la production cercarienne journalière moyenne de <i>B. pfeifferi</i> Siginitti / <i>S. mansoni</i> Toho-Todougba .....	223
Figure 52 : Productions cercariennes hebdomadaires moyennes des différents couples hôte-parasite. ....	225
Figure 53 : Productions cercariennes totales maximales pour un mollusque.....	226
Figure 54 : Croissances de <i>B. pfeifferi</i> sains, parasités et exposés négatifs de Toho-Todougba, de Parakou, de Kpinnou, de Arazat et de Siginitti .....	228
Figure 55 : Croissances de <i>B. pfeifferi</i> sains, parasités et exposés négatifs de Toho-Todougba, de Parakou, de Kpinnou, de Arazat et de Siginitti .....	230
Figure 56 : Relation entre diamètre et production cercarienne journalière moyenne des <i>B. pfeifferi</i> parasités par <i>S. mansoni</i> de Toho-Todougba. ....	231
Figure 57 : Nombre moyen de pontes par mollusque, nombre moyen d'œufs par mollusque et nombre d'œufs par ponte chez <i>B. pfeifferi</i> de Toho-Todougba.	

Mollusque sain, parasité et exposé négatif .....	232
Figure 58 : Nombre moyen de pontes par mollusque, nombre moyen d'œufs par mollusque et nombre d'œufs par ponte chez <i>B. pfeifferi</i> de Parakou .....	232
Figure 59 : Nombre moyen de pontes par mollusque et nombre moyen d'œufs par mollusque et nombre d'œufs par ponte chez <i>B. pfeifferi</i> de Kpinnou .....	233
Figure 60 : Nombre moyen de pontes par mollusque et nombre moyen d'œufs par mollusque et nombre d'œufs par ponte chez <i>B. pfeifferi</i> de Arazat .....	233
Figure 61 : Nombre moyen de pontes par mollusque et nombre moyen d'œufs par mollusque et nombre d'œufs par ponte chez <i>B. pfeifferi</i> de Siginitti .....	234
Figure 62 : Courbes de survie de <i>B. pfeifferi</i> de Toho-Todougba sains, parasités et exposés négatifs .....	240
Figure 63 : Courbes de survie de <i>B. pfeifferi</i> de Parakou sains, parasités et exposés négatifs.....	240
Figure 64 : Courbes de survie de <i>B. pfeifferi</i> de Kpinnou sains, parasités et exposés négatifs .....	240
Figure 65 : Courbes de survie de <i>B. pfeifferi</i> de Arazat sains, parasités et exposés négatifs .....	240
Figure 66 : Courbes de survie de <i>B. pfeifferi</i> de Siginitti sains, parasités et exposés négatifs.....	240
Figure 67 : Courbes de survie de <i>B. pfeifferi</i> sains : Toho-Todougba, Parakou, Kpinnou , Arazat (losange), Siginitti.....	241
Figure 68 : Courbes de survie de <i>B. pfeifferi</i> parasités : Toho-Todougba, Parakou, Kpinnou, Arazat, Siginitti.....	241
Figure 69 : Courbes de survie de <i>B. pfeifferi</i> exposés négatifs de Toho-Todougba, Parakou, Kpinnou, Arazat, Siginitti.....	241
Figure 70 : Variations morphologiques des œufs de <i>S. haematobium</i> de Doh récoltés dans les urines humaines. ....	254
Figure 71 : Variations morphologiques des œufs de <i>S. haematobium</i> de Sô-Tchanhoué récoltés dans les urines humaines. ....	254
Figure 72 : Variations morphologiques des œufs de <i>S. haematobium</i> de Toho-Todougba récoltés dans les urines humaines.....	255
Figure 73 : Variations morphologiques des œufs de <i>S. haematobium</i> de Sô-Tchanhoué récoltés dans les fèces de mériens.....	256
Figure 74 : Variations morphologiques des œufs de <i>S. haematobium</i> de Toho-Todougba récoltés dans les fèces de mériens.....	256
Figure 75 : Variations morphologiques des œufs de <i>S. haematobium</i> de Doh récoltés dans le foie de mériens.....	258
Figure 76 : Variations morphologiques des œufs de <i>S. haematobium</i> de Sô-Tchanhoué récoltés dans le foie de mériens.....	258
Figure 77 : Variations morphologiques des œufs de <i>S. haematobium</i> de Toho-Todougba récoltés dans le foie de mériens et de souris.....	258
Figure 78 : Variations morphologiques des œufs de <i>S. haematobium</i> de Toho-Todougba récoltés dans les poumons de mériens.....	259
Figure 79 : Variations morphologiques des œufs de <i>S. mansoni</i> de Kpinnou récoltés dans les selles humaines.....	268
Figure 80 : Variations morphologiques des œufs de <i>S. mansoni</i> de Toho-Todougba récoltés dans les selles humaines.....	268
Figure 81 : Variations morphologiques des œufs de <i>S. mansoni</i> de Kpinnou récoltés dans les fèces de souris.....	269
Figure 82 : Variations morphologiques des œufs de <i>S. mansoni</i> de Toho-Todougba	

récoltés dans les fèces de souris.....	269
Figure 83 : Variations morphologiques des œufs de <i>S. mansoni</i> de Kpinnou récoltés dans le foie de souris.....	269
Figure 84 : Variations morphologiques des œufs de <i>S. mansoni</i> de Toho-Todougba récoltés dans le foie de souris.....	269
Figure 85 : Relation entre diamètre des mollusques et longueur du corps des cercaires mâles.....	290
Figure 86 : Relation entre diamètre des mollusques et longueur du corps des cercaires femelles.....	290
Figure 87 : Relation entre diamètre des mollusques et largeur maximale du corps des cercaires mâles.....	290
Figure 88 : Relation entre diamètre des mollusques et largeur maximale du corps des cercaires femelles.....	290
Figure 89 : Relation entre diamètre des mollusques et longueur de la queue des cercaires mâles.....	290
Figure 90 : Relation entre diamètre des mollusques et longueur de la queue des cercaires femelles.....	290
Figure 91 : Relation entre diamètre des mollusques et largeur de la queue des cercaires mâles.....	291
Figure 92 : Relation entre diamètre des mollusques et largeur de la queue des cercaires femelles.....	291
Figure 93 : Relation entre diamètre des mollusques et longueur des fourches des cercaires mâles.....	291
Figure 94 : Relation entre diamètre des mollusques et longueur des fourches des cercaires femelles.....	291
Figure 95 : Relation entre la longueur totale du corps des cercaires mâles et leur infectivité.....	292
Figure 96 : Relation entre la longueur totale du corps des cercaires femelles et leur infectivité.....	292
Figure 97 : Relation entre la largeur maximale du corps des cercaires mâles et leur infectivité.....	293
Figure 98 : Relation entre la largeur maximale du corps des cercaires femelles et leur infectivité.....	293
Figure 99 : Relation entre la longueur de la queue des cercaires mâles et leur infectivité.....	293
Figure 100 : Relation entre la longueur de la queue des cercaires femelles et leur infectivité.....	293
Figure 101 : Relation entre la largeur de la queue des cercaires mâles et leur infectivité.....	293
Figure 102 : Relation entre la largeur de la queue des cercaires femelles et leur infectivité.....	293
Figure 103 : Relation entre la longueur des fourches des cercaires mâles et leur infectivité.....	293
Figure 104 : Relation entre la longueur des fourches des cercaires femelles et leur infectivité.....	293
Figure 105 : Relation entre diamètre des mollusques et infectivité des cercaires mâles de <i>S. mansoni</i> de Toho-Todougba.....	294
Figure 106 : Relation entre diamètre des mollusques et infectivité des cercaires femelles de <i>S. mansoni</i> de Toho-Todougba.....	294
Figure 107 : Chronobiologie des émissions cercariennes horaires de <i>S. haematobium</i>	

	de Doh sur 4 <i>B. wrighti</i> d'Arabie Saoudite en conditions de laboratoire...	304
Figure 108 :	Chronobiologie des émissions cercariennes horaires de <i>S. haematobium</i> de Sô-Tchanhoué sur 2 <i>B. globosus</i> de Toho-Todougba en conditions de laboratoire .....	305
Figure 109 :	Chronobiologie des émissions cercariennes horaires de <i>S. haematobium</i> de Toho-Todougba sur 8 <i>B. globosus</i> de Toho-Todougba et sur 8 <i>B. wrighti</i> d'Arabie Saoudite, 5 miracidiums en conditions de laboratoire et chronobiologie sur 9 <i>B. globosus</i> de Toho-Todougba, 3 miracidiums en conditions naturelles .....	307
Figure 110 :	Chronobiologie des émissions cercariennes horaires de <i>S. mansoni</i> de Kpinnou sur 3 <i>B. pfeifferi</i> de Kpinnou, 2 miracidiums en conditions de laboratoire et sur 7 <i>B. pfeifferi</i> de Kpinnou, 1 miracidium en conditions naturelles .....	309
Figure 111 :	Chronobiologie des émissions cercariennes horaires de <i>S. mansoni</i> de Toho-Todougba sur 6 <i>B. pfeifferi</i> de Toho-Todougba, 1 miracidium en conditions de Laboratoire et sur 9 <i>B. pfeifferi</i> de Toho-Todougba, 1 miracidium en conditions naturelles .....	309
Figure 112 :	Transport des personnes en pirogue vers le village Tchiakpècodji.....	316
Figure 113 :	Dynamique des activités de pêche dans trois villages riverains du lac Toho-Todougba .....	317
Figure 114 :	Dynamique des activités de baignade dans trois villages riverains du lac Toho-Todougba .....	318
Figure 115 :	Dynamique des activités humaines dans trois villages riverains du lac Toho-Todougba .....	319
Figure 116 :	Répartition en pourcentage des usagers du lac Toho-Todougba par tranches d'âges.....	319

## INDEX DES TABLEAUX

Tableau 1 : Caractéristiques des schistosomes.....	3
Tableau 2 : Tableau récapitulatif des mollusques utilisés dans diverses expériences en Laboratoire à Perpignan.....	13
Tableau 3 : Tests statistiques et notations .....	28
Tableau 4 : Répartition administrative et positions géographiques des foyers et sites ..	100
Tableau 5 : Répartition climatique des foyers et sites .....	101
Tableau 6 : Répartition typologique des foyers et sites .....	102
Tableau 7 : Répartition hypsométrique des foyers et sites.....	103
Tableau 8 : Prévalences de <i>S. haematobium</i> , <i>S. mansoni</i> , <i>S. guineensis</i> et des cas d'infestations mixtes ( <i>S. haematobium</i> et <i>S. mansoni</i> ) dans les différents foyers enquêtés.....	113
Tableau 9 : Tableau récapitulatif de spécimens de mollusques vecteurs et non vecteurs de schistosomes récoltés dans les différents sites.....	120
Tableau 10 : Distribution des différentes espèces de mollusques en fonction des types de site .....	123
Tableau 11 : Mensuration des mollusques utilisés pour la description de chaque espèce	140
Tableau 12 : Anatomie comparée du système reproducteur de quelques mollusques d'eau douce.....	147
Tableau 13 : Classification des mollusques d'eau douce au Bénin.....	153
Tableau 14 : Les différentes combinaisons de test de compatibilité des couples schistosomes / mollusques.....	171
Tableau 15 : Compatibilité de trois populations de <i>S. haematobium</i> du Bénin à différentes populations de mollusques <i>B. forskalii</i> , <i>B. globosus</i> , <i>B. natalensis</i> , <i>B. truncatus</i> et <i>B. wrighti</i> dans différents systèmes sympatriques et allopatriques et en fonction de la charge miracidiale.....	172
Tableau 16 : Compatibilité de deux populations de <i>S. haematobium</i> du Bénin avec différentes populations de mollusques <i>B. pfeifferi</i> et <i>B. glabrata</i> dans différents systèmes sympatriques et allopatriques et en fonction de la charge miracidiale .....	175
Tableau 17 : Couples hôte/parasite (H/P) utilisés .....	183
Tableau 18 : Périodes prépatentes des trois populations de parasite (Toho-Todougba, Doh et Sô-Tchanhoué) en fonction des espèces de mollusques infestés et du nombre de miracidiums utilisés.....	185
Tableau 19 : Taux d'infestation de différentes populations de parasite chez deux espèces de <i>Bulinus</i> .....	186
Tableau 20 : Valeurs des productions cercariennes journalières moyennes dans les différents couples hôte-parasite.....	187
Tableau 21 : Répartition des couples hôte/parasite. ....	201
Tableau 22 : Périodes prépatentes de deux populations de <i>S. mansoni</i> chez trois populations de <i>B. pfeifferi</i> .....	203
Tableau 23 : Taux d'infestation de deux populations de <i>S. mansoni</i> sur trois populations de <i>B. pfeifferi</i> . ....	204
Tableau 24 : Valeurs des productions cercariennes journalières moyennes dans les différents couples hôte-parasite. ....	206
Tableau 25 : Origines géographiques des mollusques exposés à <i>S. mansoni</i> de Toho-Todougba .....	217

Tableau 26 : Périodes prépatentes de la population de <i>S. mansoni</i> de Toho-Todougba au niveau de cinq populations de <i>B. pfeifferi</i> .....	219
Tableau 27 : Taux d'infestation de la population de <i>S. mansoni</i> sur cinq populations de <i>B. pfeifferi</i> .....	220
Tableau 28 : Valeurs des productions cercariennes journalières moyennes dans les différents couples hôte-parasite .....	223
Tableau 29 : Tableau de synthèse des données hebdomadaires de la reproduction des cinq populations de mollusques <i>B. pfeifferi</i> sains .....	235
Tableau 30 : Tableau de synthèse des données hebdomadaires de la reproduction des cinq populations de mollusques <i>B. pfeifferi</i> parasités.....	236
Tableau 31 : Tableau de synthèse des données hebdomadaires de la reproduction des cinq populations de mollusques <i>B. pfeifferi</i> exposés négatifs.....	238
Tableau 32 : Répartition des différents œufs examinés.....	252
Tableau 33 : Données biométriques des œufs de <i>S. haematobium</i> de Doh, Sô-Tchanhoué et Toho-Todougba provenant des urines de patients et de fèces de mériens.....	260
Tableau 34 : Données biométriques des œufs de <i>S. haematobium</i> de Doh, Sô-Tchanhoué et Toho-Todougba provenant du foie des mériens, du foie des souris et des poumons de mériens.....	261
Tableau 35 : Etude comparative de la variabilité biométrique des œufs de <i>S. haematobium</i> de Doh extraits dans différents milieux (Urines humaines et Foie de mériens) .....	262
Tableau 36 : Etude comparative de la variabilité biométrique des œufs de <i>S. haematobium</i> de Sô-Tchanhoué extraits dans différents milieux (Urines humaines, Fèces de mériens et Foie de mériens).....	263
Tableau 37 : Etude comparative de la variabilité biométrique des œufs de <i>S. haematobium</i> de Toho-Todougba extraits dans différents milieux (Urines humaines, Fèces de mériens, Foie de mériens, Foie de souris et Poumons de mériens).....	265
Tableau 38 : Etude comparative de la variabilité biométrique interpopulationnelle des œufs de <i>S. haematobium</i> de Doh, Sô-Tchanhoué et Toho-Todougba extraits dans les urines humaines.....	266
Tableau 39 : Etude comparative de la variabilité biométrique interpopulationnelle des œufs de <i>S. haematobium</i> de Doh, Sô-Tchanhoué et Toho-Todougba extraits dans le foie de mériens.....	267
Tableau 40 : Données biométriques des œufs de <i>S. mansoni</i> de Kpinnou et de Toho-Todougba en fonction des milieux de récolte .....	270
Tableau 41 : Etude comparative de la variabilité biométrique des œufs de <i>S. mansoni</i> de Kpinnou extraits dans différents milieux (Selles humaines, Fèces de souris et Foie de souris) .....	270
Tableau 42 : Etude comparative de la variabilité biométrique des œufs de <i>S. mansoni</i> de Toho-Todougba extraits dans différents milieux (Selles humaines, Fèces de souris et Foie de souris) .....	271
Tableau 43 : Etude comparative de la variabilité biométrique interpopulationnelle des œufs de <i>S. mansoni</i> de Kpinnou et de Toho-Todougba extraits dans les selles humaines.....	272
Tableau 44 : Etude comparative de la variabilité biométrique interpopulationnelle des œufs de <i>S. mansoni</i> de Kpinnou et de Toho-Todougba extraits dans les fèces de souris .....	272

Tableau 45 : Etude comparative de la variabilité biométrique interpopulationnelle des œufs de <i>S. mansoni</i> de Kpinnou et de Toho-Todougba extraits dans le foie de souris.....	273
Tableau 46 : Répartition des mollusques parasités utilisés en fonction de leur origine et du sexe du parasite .....	280
Tableau 47 : Données biométriques des mollusques et cercaires.....	282
Tableau 48 : Analyse comparative de la variabilité de la biométrie des cercaires mâles de <i>S. mansoni</i> de Toho-Todougba au niveau des mollusques d'une même population .....	283
Tableau 49 : Analyse comparative de la variabilité de la biométrie des cercaires femelles de <i>S. mansoni</i> de Toho-Todougba au niveau des mollusques d'une même population.....	284
Tableau 50 : Variabilité interpopulationnelle de la biométrie des cercaires mâles de <i>S. mansoni</i> de Toho-Todougba.....	286
Tableau 51 : Variabilité interpopulationnelle de la biométrie des cercaires femelles de <i>S. mansoni</i> de Toho-Todougba.....	287
Tableau 52 : Analyse biométrique des cercaires en fonction du sexe du parasite .....	289
Tableau 53 : Infectivité des cercaires de <i>S. mansoni</i> de Toho-Todougba issues de différentes populations de mollusques.....	292
Tableau 54 : Répartition des différents couples hôte-parasite étudiés.....	302
Tableau 55 : Durée moyenne de contact des pêcheurs avec l'eau.....	320

## *INTRODUCTION GENERALE*

La schistosomose, maladie chronique et insidieuse, constitue encore à l'heure actuelle un problème de santé publique dans les pays en développement du monde entier. Selon le rapport de la consultation informelle de l'OMS (1998), cette maladie parasitaire, endémique de la zone intertropicale, est l'une des plus répandues au monde et se retrouve dans environ 76 pays et territoires situés en Afrique, en Amérique du sud, au Moyen-Orient et dans le continent sud asiatique. De façon générale, trois facteurs communs caractérisent les zones d'endémies : un climat tropical ou tempéré chaud, la présence d'une eau douce de surface, un niveau socio-économique modeste caractérisé par un manque d'eau potable, une insuffisance d'assainissement et une faible accessibilité aux soins de santé. A notre connaissance, aucun pays du continent africain n'est épargné et, à cause des graves problèmes de santé que causent ces parasitoses, plusieurs pays du continent poursuivent actuellement et de façon dynamique des recherches épidémiologiques sur les schistosomoses. En effet, au moins six pays d'Afrique de l'Ouest ont récemment publié (depuis 2003) des données épidémiologiques globales concernant les schistosomoses dans leur pays respectifs. Ce sont le Burkina Faso (Poda *et al.*, 2003, 2004a, 2004b ; Sorgho *et al.*, 2005 ; Garba *et al.*, 2006), la Côte d'Ivoire (Utzinger *et al.*, 2003 ; Agbaya *et al.*, 2004 ; Raso *et al.*, 2005 a et b, 2006 ; Yapi *et al.*, 2005 ; Adoubryn *et al.*, 2006), le Mali (Landoure *et al.*, 2003 ; Dabo *et al.*, 2003 ; Coulibaly *et al.*, 2004 ; Garba *et al.*, 2006), le Niger (Ernould *et al.*, 2003 ; 2004 ; Garba *et al.*, 2004 ; Labbo *et al.*, 2003a ; Garba *et al.*, 2006), le Nigéria (Anosike *et al.*, 2003 ; Mafiana *et al.*, 2003 ; Okon & Umeche, 2003 ; Agbolade *et al.*, 2004 ; Mungali *et al.*, 2004 ; Umar & Parakoyi, 2005) et le Sénégal (Scott *et al.*, 2003 ; Sene *et al.*, 2004). Les derniers travaux réalisés dans la République du Bénin concernant l'épidémiologie des schistosomoses sont ceux de Garba *et al.* (2000) et Chigblo (2003). Ces deux travaux ont eu pour objectif de faire un point épidémiologique chez l'Homme dans une zone particulière du sud Bénin. De plus, aucune donnée n'existe à notre connaissance concernant des études écologiques réalisées sur les schistosomoses au Bénin. Il était donc important et propice d'en savoir un peu plus sur les schistosomoses endémiques du Bénin, ce que nous avons fait à travers cette thèse.

D'après la classification de Rollinson & Southgate (1987) et les descriptions de Attwood *et al.*, (2002) et Pagès *et al.*, (2003), le genre *Schistosoma* de la famille des Schistosomatidae compte à ce jour 21 espèces réparties en quatre groupes en fonction de la morphologie des œufs, la spécificité du parasite à ces hôtes intermédiaires mollusques et définitifs vertébrés et de l'origine géographique du parasite (Tableau 1). Deux des quatre groupes sont endémiques du continent africain. Il s'agit du groupe de *S. haematobium* qui

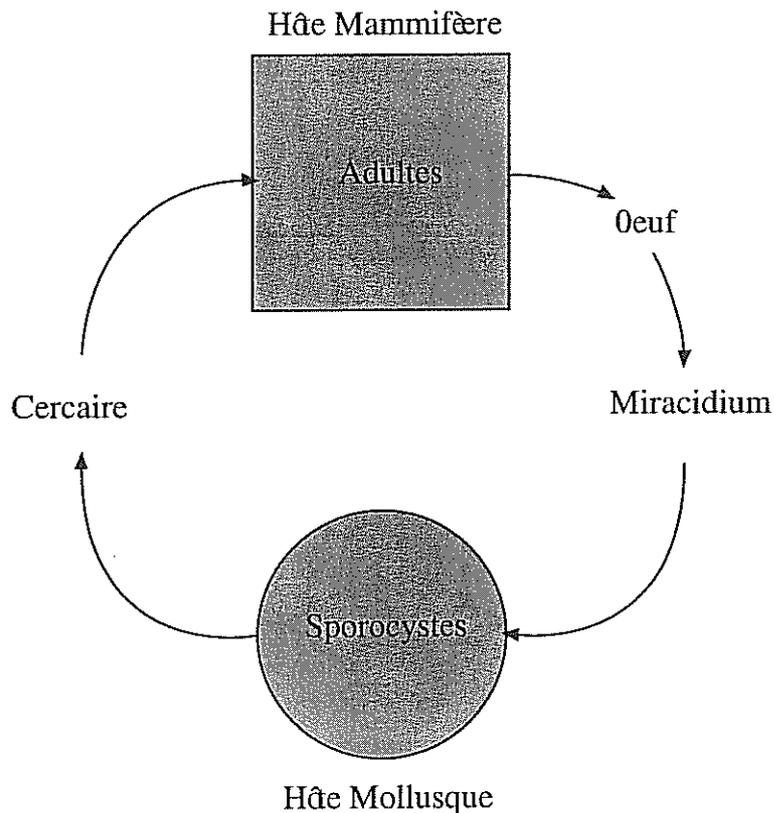
regroupe les espèces *S. haematobium*, *S. bovis*, *S. curassoni*, *S. guineensis*, *S. intercalatum*, *S. leiperi*, *S. margrebowiei* et *S. mattheei*, caractérisées par des œufs à éperon terminal et qui utilisent spécifiquement les pulmonés du genre *Bulinus* comme hôtes intermédiaires, excepté *S. bovis* qui peut utiliser aussi le genre *Planorbarius* et le groupe *S. mansoni* qui rassemble les espèces *S. mansoni*, *S. edwardiense*, *S. hippopotami* et *S. rodhaini* avec pour hôte intermédiaire spécifique le genre *Biomphalaria*. Parmi les 12 espèces endémiques des pays africains, l'Homme est infesté par 4 espèces, *S. haematobium*, *S. guineensis* et *S. intercalatum* du groupe *S. haematobium* et *S. mansoni* du groupe *S. mansoni*. Dans la partie ouest africaine, plusieurs de ces 12 espèces ont été signalées à travers plusieurs travaux mais il était difficile, voire impossible, de cerner les résultats de l'ensemble des travaux réalisés dans cette zone.

**Tableau 1** : Caractéristiques des schistosomes (d'après Rollinson et Southgate, 1987 ; complété et actualisé). H : Homme, R : Rongeurs, B : Bétail, O : Ongulés, Hi : Hippopotames, S : Singe vert (*Cercopithecus sabæus*), (\*) nouvelles descriptions

Groupe	Espèce	Morphologie de l'œuf (éperon)	Genre de mollusque (hôte intermédiaire)	Type de vertébré (hôte définitif)	Distribution géographique (continent)
<i>S. haematobium</i>	<i>S. bovis</i>	Terminal	<i>Bulinus</i> , <i>Planorbarius</i>	O	Afrique et Moyen-Orient
	<i>S. curassoni</i>	Terminal	<i>Bulinus</i>	O	
	<i>S. guineensis</i> *	Terminal	<i>Bulinus</i>	H	
	<i>S. haematobium</i>	Terminal	<i>Bulinus</i>	H, R	
	<i>S. intercalatum</i>	Terminal	<i>Bulinus</i>	H, O	
	<i>S. leiperi</i>	Terminal	<i>Bulinus</i>	O	
	<i>S. margrebowiei</i>	Terminal	<i>Bulinus</i>	O	
	<i>S. mattheei</i>	Terminal	<i>Bulinus</i>	O	
<i>S. mansoni</i>	<i>S. mansoni</i>	Latéral	<i>Biomphalaria</i>	H, R, S	Afrique, Moyen-Orient, Amérique du Sud
	<i>S. edwardiense</i>	Latéral	<i>Biomphalaria</i>	Hi	Afrique
	<i>S. hippopotami</i>	Latéral	<i>Biomphalaria</i>	Hi	Afrique
	<i>S. rodhaini</i>	Latéral	<i>Biomphalaria</i>	R	Afrique
<i>S. indicum</i>	<i>S. indicum</i>	Terminal	<i>Indoplanorbis</i>	O	Asie du Sud-Ouest
	<i>S. incognitum</i>	Terminal	<i>Lymnaea</i> <i>Radix</i>	O	
	<i>S. nasale</i>	Terminal	<i>Indoplanorbis</i>	O	
	<i>S. spindale</i>	Terminal	<i>Indoplanorbis</i>	O	
<i>S. japonicum</i>	<i>S. japonicum</i>	Absent	<i>Onchomelania</i>	H	Asie du Sud-Est
	<i>S. malayensis</i>	Absent	<i>Robertsia</i>	H	
	<i>S. mekongi</i>	Absent	<i>Tricola</i>	H	
	<i>S. ovuncatum</i> *	Absent	<i>Neotricula</i>	H	
	<i>S. sinensium</i>	Latéral	<i>Tricola</i>		

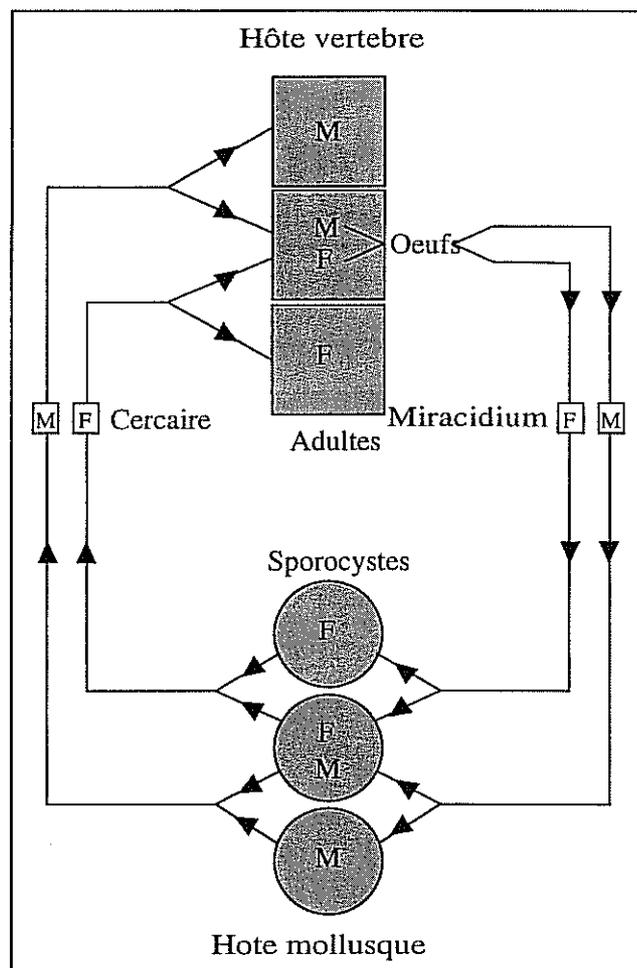
Au Bénin, certes les études épidémiologiques, réalisées de façon ciblée au niveau de quelques foyers, signalent la présence de deux espèces humaines des schistosomes : *S. haematobium* et *S. mansoni*, mais à notre avis, aucun travail n'avait encore abordé l'étude des schistosomes ainsi que des mollusques vecteurs sur le plan national, ce qui a été l'objet de notre travail de thèse. Nous nous sommes attachés à répondre aux deux questions suivantes. Quelles sont les différentes espèces de schistosomes et de mollusques vecteurs présentes au Bénin du nord au sud et d'est en ouest ? Quel est l'état épidémiologique global de chacune des espèces présentes ?

Les cycles de développement de ces trématodes, digènes (cycle asexué et cycle sexué) sont connus. Le cycle asexué (Figure 1) est un cycle dixène qui nécessite la présence d'eau douce, d'un hôte définitif vertébré et d'un hôte vecteur mollusque. Ce cycle comporte deux phases larvaires libres, donc deux phases de transmission libre, les miracidiums et les cercaires.



**Figure 1 :** Représentation schématique du cycle de développement asexué du genre *Schistosoma* (D'après Moné & Boissier, 2004)

Le cycle sexué des schistosomes a été proposé par Moné & Boissier (2004) et récapitulé par la figure 2. Les schistosomes étant gonochoriques, le mâle et la femelle évoluent de façon presque autonome aussi bien au sein des mollusques que des vertébrés. Le miracidium mâle comme femelle pénètre et se développe dans le mollusque vecteur pour donner respectivement les sporocystes et cercaires mâles et les sporocystes et cercaires femelles. Les cercaires mâles pénètrent et donnent à l'intérieur de l'hôte vertébré les schistosomes adultes mâles. Il en est de même pour les cercaires femelles. La pérennité de l'espèce et la poursuite du cycle résident dans la probabilité qu'à un même hôte vertébré à abriter simultanément les cercaires de sexes différents. Autrement, le cycle est bloqué. Nous constatons alors que le passage simultané des deux sexes n'est important que chez l'hôte vertébré où la reproduction sexuée a lieu.



**Figure 2 :** Représentation schématique du cycle sexué des schistosomes (d'après Moné & Boissier, 2004)

Ce cycle présente une vision plus réaliste des interactions dans les communautés hôtes-schistosomes. Les interactions interspécifiques hôte-parasite peuvent exister entre: le mollusque et sporocystes mâles, entre le mollusque et sporocystes femelles, entre le vertébré et les vers adultes mâles et entre le vertébré et les vers adultes femelles. Les interactions intraspécifiques parasite-parasite peuvent exister à l'intérieur des hôtes intermédiaires mollusques et les sporocystes comme à l'intérieur des hôtes définitifs vertébrés entre les vers adultes.

La problématique de cette thèse est d'avoir une idée d'ensemble de l'état épidémiologique des schistosomoses au Bénin ainsi que de l'écologie des interactions entre les schistosomes existant dans ce pays et leurs hôtes, les mollusques d'eau douce et l'Homme.

En considérant la situation géopolitique des pays du continent africain et en l'occurrence de la partie ouest africaine, nous nous proposons de réaliser une synthèse générale de l'état épidémiologique des schistosomoses dans l'espace de la Communauté des Etats de l'Afrique de l'Ouest (CEDEAO). Nous nous proposons également de réaliser une étude épidémiologique globale dans la République du Bénin. Cette étude a été voulue généraliste au plan géographique, puisque nous nous sommes intéressés à neuf départements sur les douze que compte le pays. Elle a été également généraliste au plan des systèmes hôte-parasite étudiés puisque nous nous sommes intéressés à toutes les espèces de schistosomes et à toutes les espèces de mollusques hôtes intermédiaires pouvant exister au Bénin.

L'étude de l'écologie des interactions hôte-parasite a également été volontairement généraliste puisque suivie pour deux espèces de schistosomes *S. haematobium* et *S. mansoni* à la fois par rapport à leurs mollusques vecteurs et à leur hôte définitif naturel, l'Homme.

Ainsi, les résultats de nos recherches seront présentés en trois grandes parties.

La première partie présentera le matériel biologique de la thèse et les différentes méthodes utilisées.

La deuxième partie fera le bilan de tous les travaux réalisés sur l'épidémiologie des schistosomoses dans l'espace CEDEAO et présentera les résultats épidémiologiques que nous avons obtenus au Bénin.

La troisième partie sera réservée à l'étude de l'écologie des interactions mollusque-parasite et vertébré-parasite.

*PARTIE I : MATERIEL ET METHODES*

## *CHAPITRE 1 : MATERIEL BIOLOGIQUE*

Le matériel biologique est composé des schistosomes, des mollusques vecteurs de schistosomes, des mollusques non vecteurs de schistosomes et des vertébrés hôtes définitifs.

## I. *Les schistosomes*

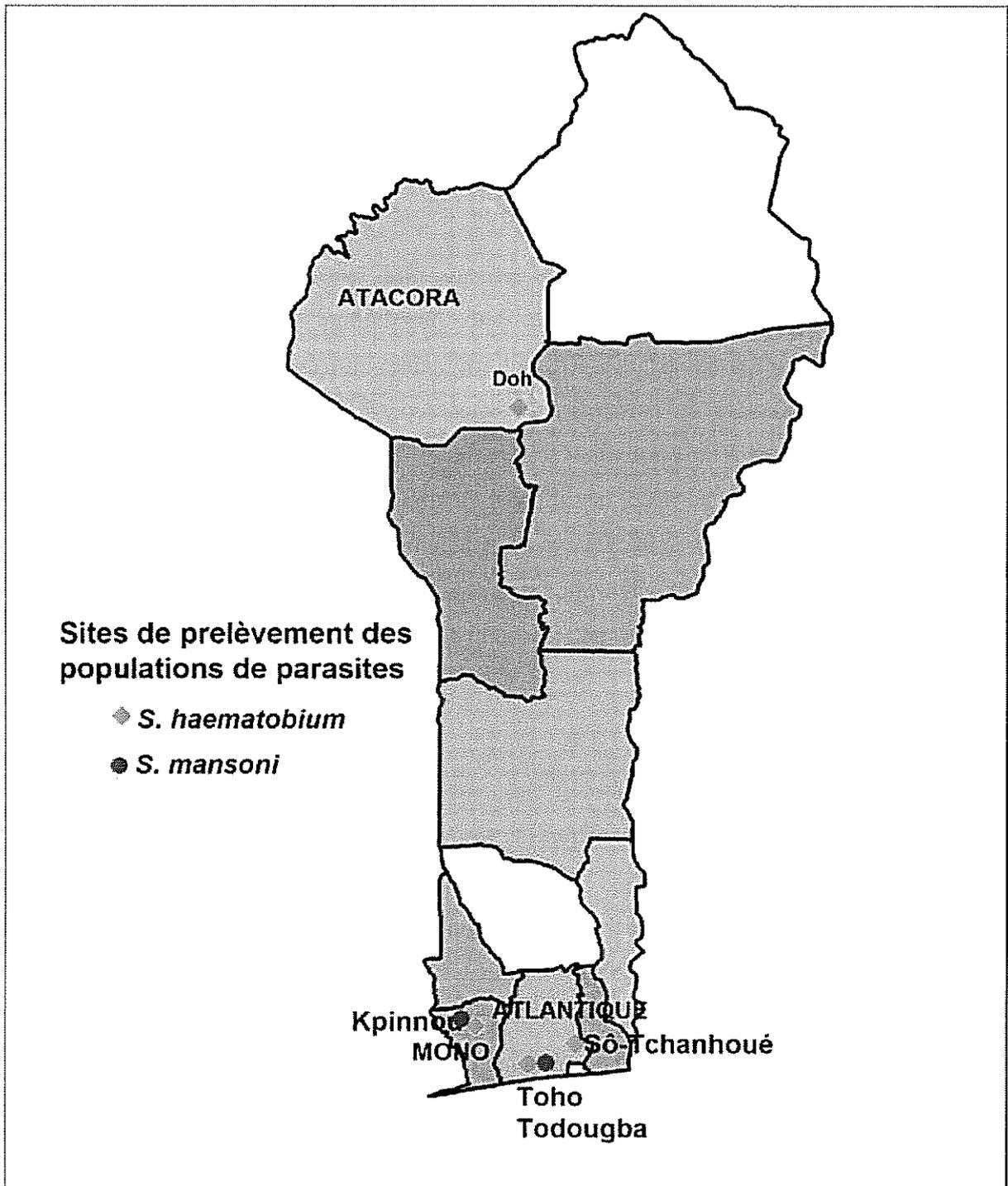
Nous avons utilisé 5 populations de schistosomes appartenant à 2 espèces : trois populations de *Schistosoma haematobium* et deux populations de *Schistosoma mansoni*. Toutes les populations de parasites utilisées sont originaires du Bénin (Figure 3 et également voir chapitre 2 partie II) et ont été extraites directement à partir de patients.

Les populations de *S. haematobium* sont extraites dans trois sites : le site de Doh dans le département de l'Atacora au nord, les villages Dèkouhoué et Hounkandjihoué du site de Toho-Todougba et le site de Sô-Tchanhoué dans le département de l'Atlantique.

Les deux populations de *S. mansoni* sont extraites dans deux sites : le site de Kpinnou et des les villages de Dèkouhoué et Hounkandjihoué du site de Toho-Todougba.

## II. *Les mollusques*

Les mollusques utilisés dans les diverses expériences sont récapitulés dans le tableau 2. Nous avons utilisé deux catégories de mollusques pulmonés : des populations locales, béninoises et des populations allochtones empruntées au Laboratoire de Parasitologie Fonctionnelle et Evolutive, UMR 5555 du CNRS-UPVD, à l'Université de Perpignan. Les populations locales de mollusques utilisées sont composées de Planorbidae. Trois populations de *B. forskalii*, cinq populations de *B. globosus*, une population de *B. truncatus*, trois populations de *Biomphalaria pfeifferi*, et une population d'*Indoplanorbis exustus* ont été utilisées au cours des expériences. La situation géographique des sites de récolte des différentes populations locales de mollusques vecteurs utilisés dans cette thèse est représentée par la figure 4 (voir aussi chapitre 2 partie II). Les trois populations de *B. forskalii* proviennent du site de Doh au nord, de la carrière de sable à Pahou au voisinage du lac Toho-Todougba et du site de Sô-Tchanhoué dans le sud Bénin. Les populations de *B. globosus* proviennent du site de Okpara à Parakou, Savè Afami, Savè Gbéré, Toho-Todougba, et de Sô-Tchanhoué. La seule population de *B. truncatus* a été récoltée dans le barrage Okpara.



**Figure 3** : Sites d'extraction des populations de *S. haematobium* et de *S. mansoni*

Les *B. pfeifferi* sont composés de spécimens récoltés dans le barrage Okpara à Parakou dans le Département du Borgou au nord du pays, des spécimens récoltés à Kpinnou dans le Département du Mono dans le sud et des spécimens récoltés dans le lac Toho-Todougba à Pahou, Département de Atlantique. La population de *I. exustus* a été prélevée dans le foyer de Pahou, site de la carrière de sable 1. Les populations allochtones de mollusques sont les

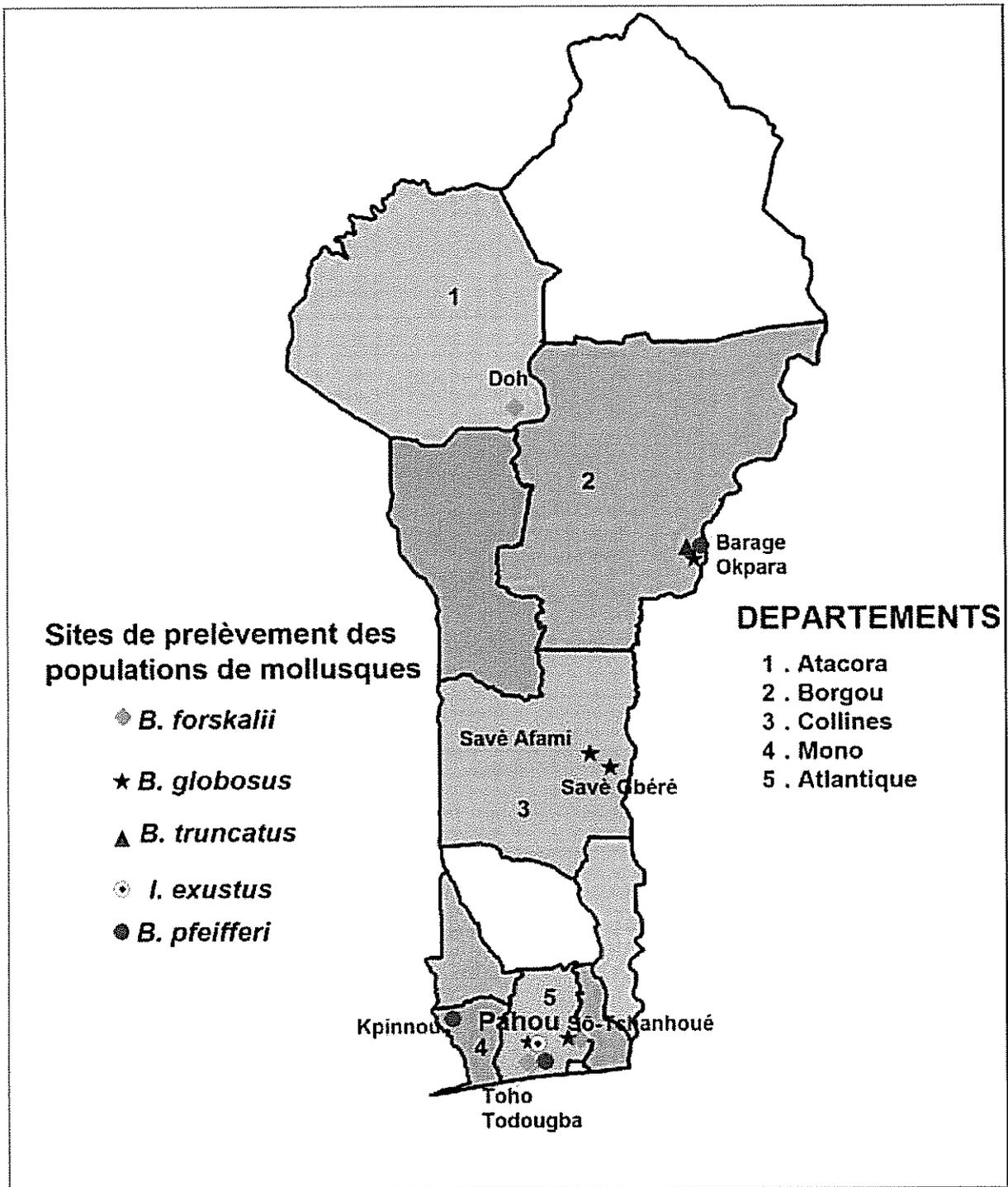
suivantes : *B. globosus* d'origine camerounaise, *B. natalensis* d'origine sud-africaine, *B. wrighti* d'Arabie Saoudite, *B. pfeifferi* d'origine omanaise récoltées dans les sites omanais Arazat et Siginitti et *B. glabrata* d'origine brésilienne. Toutes ces populations, locales ou allochtones, ont été entretenues au Laboratoire de Parasitologie Fonctionnelle et Evolutive.

**Tableau 2 :** Tableau récapitulatif des mollusques utilisés dans diverses expériences en Laboratoire à Perpignan

Genre	Espèce	Population locale (béninoise)		Population allochtone	
		N	Site	N	Site
<i>Bulinus</i>	<i>B. forskalii</i>	3	Doh Carrière de sable 2 (Pahou) Sô-Tchanhoué	0	-
	<i>B. globosus</i>	5	Okpara Parakou Savè Afami Savè Gbééré Toho-Todougba Sô-Tchanhoué	1	Cameroun
	<i>B. natalensis</i>	0	-	1	Natal (Afrique du Sud)
	<i>B. truncatus</i>	1	Okpara Parakou	0	-
	<i>B. wrighti</i>	0	-	1	Arabie Saoudite
<i>Biomphalaria</i>	<i>B. pfeifferi</i>	3	Okpara Parakou Kpinnou Toho-Todougba	2	Arazat Siginitti
	<i>B. glabrata</i>	0	-	1	Brésil
<i>Indoplanorbis</i>	<i>I. exustus</i>		Carrière de sable 1 (Pahou)	0	-

### III. Les hôtes définitifs

Deux hôtes définitifs ont été utilisés : *Meriones unguiculatus* (le mériion) pour le maintien des populations de *S. haematobium* et *Mus musculus* souche Swiss OF1 (Iffa Credo, L'arbresle, France) pour maintenir le cycle des différentes populations de *S. mansoni* en laboratoire.



**Figure 4 :** Situation géographique des différents sites de prélèvement des populations de mollusques vecteurs utilisés

## *CHAPITRE 2 : METHODES EXPERIMENTALES*

## *I. Techniques de terrain*

### *A. Récolte et transport des mollusques*

Les mollusques d'eau douce sont prélevés à l'aide d'un tamis ou passoire métallique à manche allongé (1,5 à 2 m), arrondi, de 20 cm de diamètre et à fond peu profond et rond. Les mailles du tamis sont d'environ 2 mm de diamètre. Les mollusques sont récoltés en plongeant le tamis dans l'eau sous les feuilles flottantes. Par de petites secousses, les mollusques préalablement accrochés aux feuilles se détachent et sont récupérés au fond du tamis. Parfois les mollusques de taille relativement grande sont ramassés à la vue sur les vases peu ou pas profondes. Pour les petits biotopes de 4 à 10 m<sup>2</sup>, la prospection a lieu sur tout le pourtour. Pour l'étude de la densité, une heure de prospection est rigoureusement respectée.

Pour réduire la mortalité des échantillons récoltés, les mollusques sont conservés dans des boîtes plastiques étiquetées et contenant chacune l'eau et quelques feuilles du milieu de prélèvement comme nourriture. Elles sont recouvertes d'un couvercle perforé de quelques trous afin de permettre le renouvellement de l'air dans l'enceinte.

### *B. Tri et test parasitologique des mollusques*

Les mollusques ramenés au laboratoire sont triés en tenant compte de quelques critères simples : présence ou non de l'opercule, forme générale de la coquille (discoïde ou conique), forme d'enroulement de la coquille (dextre ou sénestre). Les spécimens de chaque groupe de mollusques sont dénombrés. Chaque catégorie de mollusques est soumise à un test parasitologique. Les mollusques sont alors placés, par petits groupes, dans des piluliers contenant de l'eau de puit ou de l'eau filtrée du milieu de collecte pour subir le premier contrôle d'infestation. Ceci permet de scinder, au sein d'un groupe de mollusques, les individus infestés (libérant au moins un type de cercaire) des individus sains. Ce test dure 24 heures pour chaque lot de mollusques. Si l'émission cercarienne est détectée au niveau d'un pilulier donné, le test d'infestation est repris individuellement afin d'isoler le mollusque parasité. Pour déterminer tous les cas positifs, un second test de contrôle est nécessaire dans un intervalle d'un mois. Les mollusques sains sont alors mis dans des bacs étiquetés pour élevage. Au niveau des mollusques parasités, un tri secondaire est effectué en fonction des espèces de mollusques et du type de cercaire émis. Les différents types de cercaires sont alors

prélevés et étudiés. Tous les mollusques sont transportés à l'UMR 5555 CNRS-UPVD où l'essentiel des expériences de cette thèse ont été réalisées.

### *C. Elevage des mollusques*

Les mollusques regroupés selon les espèces et les milieux de prélèvement (différentes populations) sont disposés dans des bacs contenant une quantité suffisante d'eau du milieu filtrée ou d'eau de forage (1 litre environ). Un pondoir ou support de ponte en polystyrène est placé dans chaque bac, permettant aux mollusques de venir y déposer leurs œufs. Les mollusques sont nourris avec de la laitue (salade) fraîche soigneusement lavée à l'eau provenant d'un forage. Le renouvellement de l'eau des bacs se fait hebdomadairement. Les pontes déposées par les mollusques sur les pondoirs à cet effet ou simplement sur la paroi du récipient (aquarium) sont placées dans des boîtes à algues. Une semaine à dix jours après la ponte, les œufs embryonnés qui se distinguent facilement par leur aspect (légèrement plus foncés que le mucus de la ponte) commencent leur éclosion, libérant les formes juvéniles de mollusques. Ces jeunes mollusques continuent leur croissance dans des boîtes à algues dont la culture est maintenue dans le laboratoire (voir paragraphe ci-après). En effet, l'algue, facile à digérer, stimule la croissance de ces gastéropodes.

Le milieu de culture des boîtes d'algues est constitué par du sol argileux et de l'eau distillée. L'argile placée dans un bocal hermétique est d'abord stérilisée à l'étuve pendant 24 heures. Elle est ensuite complètement refroidie avant d'être distribuée dans des boîtes de Pétri. Au milieu des boîtes de Pétri, de petits cônes à surface bien lisse sont formés à partir d'une petite quantité de terre (le niveau supérieur du cône ne doit pas toucher le couvercle de la boîte). Parallèlement, la souche d'algue sèche lavée à l'eau distillée est mixée dans une quantité raisonnable d'eau distillée à l'aide d'un mixeur à soupe. A l'aide d'une seringue, 3 à 5 ml du mélange mixé sont ajoutés dans chaque boîte et le niveau est ajusté avec de l'eau distillée. Les boîtes de Pétri contenant le substratum (l'argile), l'eau distillée et les spores d'algues sont recouvertes de leur couvercle puis enfermées dans un endroit isolé, sec et lumineux jusqu'à la formation d'une pellicule d'algue. La culture dure environ une dizaine de jours.

#### D. Extraction des populations de schistosomes

Les trois populations de *S. haematobium* ont été extraites à partir des urines des patients dans trois sites différents : la population de Doh est obtenue à partir des urines des 23 écoliers dans la commune de Péhunco, Département de l'Atacora dans le septentrion ouest, le 19 novembre 2004. Les deux autres populations proviennent du Département de l'Atlantique dans le sud Bénin : il s'agit de la population extraite à partir des urines de 15 écoliers du village lacustre Sô-Tchanhoué dans l'arrondissement de Vekki, commune de Sô-Ava, le 11 novembre 2004 et de celle extraite à partir des urines de 5 pêcheurs du village de Dèkouhoué et de 6 autres pêcheurs du village de Hounkandjihoué autour du lac Toho-Todougba dans l'arrondissement de Pahou, commune de Ouidah, le 13 novembre 2004.

Les deux populations de *Schistosoma mansoni* sont obtenues à partir des œufs extraits directement des selles de patients naturellement infestés. La première population provient de des selles d'un seul pêcheur du village Kpinnou dans le Département du Mono, au sud-ouest du Bénin, le 24 septembre 2004. La deuxième population provient du lac Toho-Todougba dans l'arrondissement de Pahou, commune de Ouidah, Département de l'Atlantique dans le sud Bénin, le 13 novembre 2004. Les œufs sont extraits à partir des selles de 8 pêcheurs du village Dèkouhoué et de 11 du village de Hounkandjihoué, situés autour du lac.

La technique d'extraction utilisée est la même au niveau de tous les sites avec quelques différences dans la phase de filtration selon qu'il s'agit de l'obtention des œufs de *S. haematobium* ou de *S. mansoni*. Elle consiste en la récupération des œufs, à leur éclosion et à l'infestation des mollusques vecteurs.

Au niveau de *S. haematobium*, l'extraction des œufs consiste à filtrer et à mélanger toutes les urines positives à travers le tamis de plus petites mailles (45  $\mu\text{m}$  de diamètre) à l'aide d'une pompe à pression contenant de la solution physiologique. Les œufs sont ensuite rapidement rincés avec de l'eau de forage puis récupérés dans un cristalliseur contenant de l'eau de forage et placés sous une source lumineuse pour éclosion et libération des miracidiums.

Au niveau de *S. mansoni*, la récupération des œufs se fait selle par selle, car le diagnostic se fait dans le même temps. Chaque selle est filtrée à travers une série de tamis, de diamètre 425  $\mu\text{m}$ , 180  $\mu\text{m}$ , 106  $\mu\text{m}$  et 45  $\mu\text{m}$  où les œufs sont récupérés dans la solution physiologique. Tous les résidus obtenus sur le tamis de mailles 45  $\mu\text{m}$  sont mélangés dans un cristalliseur contenant de l'eau de forage à 25°C et placés sous une source lumineuse.

Le ou les miracidiums sont prélevés dans des plaques à cupules. Les mollusques du genre *Bulinus* sont exposés pendant 24 heures aux miracidiums de *S. haematobium* de chaque site et les *B. pfeifferi* aux miracidiums de *S. mansoni* de chaque site.

## II. Techniques de maintien du cycle des schistosomes au Laboratoire

Les différentes rubriques des techniques de maintien du cycle des schistosomes sont classiques au Laboratoire UMR 5555 CNRS-UPVD.

### A. Récolte des œufs et infestation des mollusques

#### 1. Récolte des œufs de schistosomes

La récolte des œufs de *S. haematobium* et de *S. mansoni* se fait dans le foie des rongeurs. Le foie du mérien (*S. haematobium*) ou de la souris OF1 (*S. mansoni*) est broyé dans un mortier à l'aide d'un pilon à travers une passoire à grosse maille (supérieure à 425 µm). Le broyage se fait dans une solution de chlorure de sodium de concentration 8,5‰ et le broyat est filtré à travers la même série de tamis que pour l'extraction à partir des selles (voir extraction des populations de schistosome).

#### 2. Infestation des mollusques

Le ou les miracidiums sont prélevés avec un minimum d'eau, à l'aide d'une pipette Pasteur à extrémité étirée, sous la loupe binoculaire et placés dans des piluliers ou des plaques à cupules. Les mollusques sont ensuite mis en présence des miracidiums à raison de un mollusque pour un ou plusieurs miracidiums par cupule ou pilulier. On complète le niveau de l'eau (à 25°C) dans les cupules de manière à créer une condition favorable (eau et air) nécessaire à la survie de l'animal. Les plaques à cupules sont alors recouvertes et laissées dans le mollusquarium pendant 24 heures. Le lendemain, les mollusques ainsi exposés sont placés dans des bacs étiquetés et maintenus à 25°C sous une photopériode équilibrée : 12-12. Ils sont nourris avec de la salade fraîche (*Biomphalaria*) ou séchée (*Bulinus*) pendant le déroulement du cycle.

### 3. Récolte des cercaires et infestation des rongeurs (mériens et souris)

#### 3.1. Récolte des cercaires

Les mollusques précédemment exposés sont testés. Les mollusques positifs, c'est-à-dire parasités et émetteurs de cercaires, sont isolés et placés par groupe dans des cristallisoirs contenant de l'eau de forage à 25°C. Ils sont placés sous une source lumineuse ou à l'éclairement naturel durant le temps nécessaire à l'émission cercarienne. Les cercaires sont récupérées sous une loupe binoculaire pour l'infestation des rongeurs.

#### 3.2. Infestation des rongeurs

L'infestation des souris ou des mériens se fait par voie transcutanée selon la méthode de Smithers et Terry (1965) suivant les différentes étapes successives ci-dessous mentionnées.

a. *Anesthésie des rongeurs*: les rongeurs sont anesthésiés par une solution de Rompun-Imalgène. La solution est obtenue par un mélange de 0,5 ml de Rompun et 1 ml d'Imalgène, dilué dans 8,5 ml de NaCl à 8,5‰, puis elle est autoclavée. La solution est injectée aux rongeurs par voie intra-péritonéale à raison de 0,1 ml par 10 g de poids. Les animaux s'endorment quelques minutes après l'injection, et ceci durant environ une heure.

b. *Exposition des rongeurs aux cercaires* : à l'aide d'un rasoir électrique, on rase soigneusement l'abdomen des rongeurs anesthésiés sur environ 9 cm<sup>2</sup>. L'interphase gazeuse entre la peau de l'abdomen et l'eau contenant les cercaires placées dans de petits cristallisoirs en verre est évitée en mouillant au préalable la partie rasée par l'eau de forage à 25°C. Les rongeurs apprêtés sont couchés sur le ventre au-dessus de chaque cristallisoir de manière à ce que la peau de l'abdomen soit en contact avec l'eau contenant les cercaires. Le contact hôte-parasite dure environ 60 minutes et une fois infestés, les rongeurs peuvent être marqués sur leur pelage par une solution de Bouin puis placés dans les cages par plusieurs individus sous une source lumineuse pour leur réveil. Les rongeurs sont enfin réintroduits dans l'animalerie où ils sont nourris aux granulés et à l'eau.

### 4. Récupération des schistosomes adultes par perfusion

#### 4.1. Préparation des rongeurs parasités

Les animaux sont sacrifiés par euthanasie par injection d'une dose létale de Pentobarbital sodique dilué dans 10 ml d'éthanol à 10% par voie intrapéritonéale à raison de

0,8 ml de produit par rongeur. Ce produit a un double effet : d'une part, l'anesthésie puis la mort des animaux au bout de deux à trois minutes et d'autre part, la paralysie des vers qui se détachent de l'endothélium des capillaires mésentériques. Les schistosomes sont alors facilement entraînés par le courant sanguin vers le foie. Lorsque l'animal est inerte, il est suspendu par les pattes avant et arrière gauches sur le support vertical de la cuvette à perfusion, le dos contre la paroi. Le pelage thoracique et abdominal est mouillé à l'eau pour éviter la dispersion des poils au cours de la manipulation. L'abdomen et le thorax sont incisés pour dégager l'intestin, le foie et le cœur.

#### *4.2. Perfusion de l'animal parasité*

La veine porte est sectionnée à la sortie du mésentère. Immédiatement, une aiguille hypodermique est introduite dans le ventricule du cœur gauche où le liquide de perfusion est injecté au moyen d'une pompe péristaltique. Le liquide de perfusion est une solution de chlorure de sodium et de citrate de sodium (8,5 g de NaCl et 7,5 g de  $C_6H_5Na_3O_7 \cdot 2H_2O$  dans un litre d'eau distillée). A partir du ventricule gauche, le liquide passe par l'aorte et atteint d'une part le réseau capillaire mésentérique par l'intermédiaire de l'artère mésentérique et d'autre part le réseau capillaire hépatique par l'artère hépatique. Cette double action refoule les schistosomes dans la veine porte d'où ils s'échappent par l'incision précédemment pratiquée à ce niveau. Les vers adultes tombent dans un verre à pied placé sous le foie. Lorsque le foie et le ventricule gauche sont décolorés, la perfusion est terminée. Le foie, l'appareil digestif et les poumons sont prélevés et dilacérés pour vérifier si quelques schistosomes ne sont pas restés emprisonnés dans les capillaires. Le sang recueilli est filtré pour récupérer les vers encore vivants. Le foie et parfois une partie de l'intestin grêle chargés d'œufs sont récupérés, broyés et tamisés. Les œufs obtenus servent à infester d'autres mollusques sains et le cycle recommence. Quelques œufs sont aussi récupérés dans le liquide physiologique pour une étude biométrique.

### *III. Etude morpho-anatomique des mollusques*

#### *A. Anesthésie des mollusques*

Des mollusques adultes, du même groupe et appartenant à un même site sont placés, après la prise de leurs mensurations, dans des bocaux de 25 à 30 ml de volume environ

remplis d'eau de forage à 25°C dans lesquels on introduit quelques morceaux (5 à 7 selon la grosseur du matériel biologique) de menthol (anesthésique et relaxation du mollusque). Les bocaux sont ensuite recouverts et abandonnés durant 8 à 10 heures (selon la grosseur du matériel biologique).

### *B. Extraction de l'animal de sa coquille et fixation*

Les mollusques bien anesthésiés et endormis placés dans un passoire sont dans un premier temps trempés dans de l'eau chaude (70°C) durant 30 à 40 secondes (selon la grosseur des mollusques) puis refroidis rapidement à l'eau courante. Dans cette dernière, on saisit l'animal par son pied à l'aide d'une paire de pince et on le sort délicatement de sa coquille en suivant le sens de son enroulement. Il faut noter que ce procédé ne s'applique qu'aux mollusques pulmonés.

Pour les prosobranches, leur identification sera basée sur la morphologie et la structure de la coquille.

### *C. Fixation et conservation*

Le mollusque ainsi retiré de sa coquille est fixé pendant au moins deux jours (48 heures) dans le liquide de Railliet Henry composé de formol, de chlorure de sodium et d'acide acétique pure. Après ce temps dans la solution, le matériel fixé peut être disséqué ou y être conservé pour une dissection ultérieure.

### *D. Dissection et réalisation des dessins*

La dissection est réalisée sous une loupe binoculaire munie d'un dispositif de dessin (chambre claire). Le mollusque, une fois ses mensurations prises, est placé dans une boîte de Pétri contenant une petite quantité d'eau distillée, le pore pénien du mollusque étant placée vers le haut. La dissection proprement dite commence par l'enlèvement du manteau situé sur la partie dorsale de l'animal. Les organes sont mis en évidence et isolés progressivement. Dans le cadre de notre travail, on s'intéressera seulement aux organes de l'appareil génital. Il s'agit du complexe génital mâle (prépuce, sac pénien, spermiducte, prostate), du complexe génital femelle (vagin, utérus, sac spermatécal, glande nidamentale) et des organes

hermaphrodites (conduit hermaphrodite, carrefour, glande à albumine, vésicule séminale, ovotestis). Le dessin des différents organes reproducteurs est réalisé à la chambre claire d'une loupe binoculaire.

### *E. Description des coquilles*

La technique varie légèrement selon qu'il s'agit de la coquille d'un mollusque pulmoné ou de la coquille d'un mollusque prosobranche.

Chez les pulmonés, après extraction de la partie musculaire de l'animal pour l'étude anatomique comme précédemment mentionné, les coquilles sont récupérées dans de l'eau de javel où elle séjournent deux à quatre jours. Cette étape permet de nettoyer toutes les impuretés pouvant se trouver sur la coquille. Les coquilles sont retirées de la solution de nettoyage, rincées à l'eau distillée et séchées. Après la prise des mensurations, les coquilles sont photographiées suivant différentes positions.

Chez les prosobranches, après la mise à mort des animaux à l'eau chaude, l'opercule et la partie musculaire de l'animal sont isolés de la coquille. La coquille et l'opercule subissent les mêmes opérations de nettoyage à l'eau de javel, de lavage à l'eau distillée, de séchage et de la prise de photos, comme précédemment.

### *F. Identification des mollusques*

L'identification des mollusques est faite à partir d'analyses comparatives des dessins du système reproducteur avec ceux réalisés dans des ouvrages d'anatomie tels que Malek et Cheng (1974), Malek (1985), Brown (1994) ou dans des articles récemment parus.

## *IV. Techniques de production cercarienne*

La production cercarienne peut être horaire (chronobiologie) ou journalière (production). Selon les cas, l'eau contenant les larves est filtrée à travers un filtre nytrell quadrillé (maille : 25  $\mu$ m) soit par intervalle d'heure ou une fois par 24 heures. Les larves sont ensuite colorées au Lugol (obtenu par dilution de 20g d'iodure de potassium à 2% et 10g d'iode à 1% dans 1l d'eau distillée). Le comptage des cercaires, colorées en rose, se fait alors sous la loupe binoculaire.

## *A. Chronobiologie*

La chronobiologie ou cercariométrie horaire est une technique qui permet de déterminer la dynamique du rythme d'émission des cercaires par les mollusques. Ces derniers sont placés en étuve à 25°C, en photopériode équilibrée 12 heures de jour et 12 heures de nuit. Après la détermination de la première émergence cercarienne (fin de la période prépatente), l'émission des cercaires est observée sur 24 heures à raison d'un comptage par heure. Les mollusques sont placés dans des verres individuels remplis avec 150 ml d'eau de forage ou d'eau de puit à 25°C. Chaque heure, les mollusques sont changés de verres et l'eau contenant les cercaires subit un traitement permettant d'observer les cercaires émises. Le traitement est le suivant : au milieu de vie est ajouté du Lugol. Le Lugol permet de colorer et de fixer les cercaires. Le mélange est passé sur filtre Nytrell dont le vide de maille est de 25 µm. Le filtre est étalé sur boîte de pétri contenant du papier Whatman préalablement imbibé d'eau, et le dénombrement est effectué à la loupe binoculaire. Au cours de la journée, on peut donc observer le profil d'émission et ses caractéristiques.

## *B. Production cercarienne journalière*

La technique de quantification de la production cercarienne journalière est la même que celle décrite dans l'étude chronobiologique à la seule différence que les mollusques sont remplacés dans leurs verres toutes les 24 heures.

# *V. Techniques d'étude des traits de vie des mollusques*

## *A. Mesure de la taille des mollusques*

Les mollusques sont mesurés à l'aide d'un pied à coulisse selon la plus grande diagonale ou la plus grande hauteur de la coquille avec une précision de  $\pm 0,5$  mm.

## *B. Reproduction des mollusques*

Les pontes des mollusques et les œufs de chaque ponte sont tout simplement comptés sur la paroi du récipient (verre, aquarium) contenant le mollusque, ainsi que sur la salade. Deux paramètres sont considérés : le nombre de pontes par mollusque, le nombre d'œufs par mollusque et le nombre d'œufs par ponte. Le comptage de œufs au niveau des pontes se fait à la loupe.

## *C. Survie des mollusques*

Les mollusques sont surveillés quotidiennement, les individus morts sont enlevés et comptabilisés hebdomadairement, afin de donner par la suite une estimation de la survie des mollusques, étudiée à partir de la construction de Kaplan-Meier.

# *VI. Techniques biométriques*

## *A. Œufs*

L'étude de la biométrie des œufs de schistosomes consiste à prendre les mensurations des œufs récoltés chez les hôtes vertébrés. Les mensurations considérées pour chaque œuf sont la longueur totale, la largeur maximale et la longueur de l'éperon. Les milieux de prélèvement des œufs au niveau de l'hôte vertébré sont les urines et les selles humaines, le foie, les poumons et les fèces de la souris ou du mérion. Le liquide utilisé durant toute l'opération est la solution physiologique à 0,85% de NaCl. Les œufs sont prélevés et dessinés un à un à la chambre claire d'un microscope binoculaire muni d'un oculaire micrométrique. Les dessins des œufs sont réalisés à l'objectif X40. Dans chaque cas et pour les œufs de chaque espèce de schistosome, on réalise les mesures sur une trentaine d'œufs.

## *B. Cercaires*

Ces techniques se résument en plusieurs principaux points, à savoir : la concentration, la fixation, la coloration, le montage, la numérisation, la prise des images, la prise des différentes mesures et l'analyse des données.

- Les mollusques sont préalablement placés dans des piluliers étiquetés dans une petite quantité d'eau de forage à 25°C et exposés à une source lumineuse. En début d'après-midi, pour chaque mollusque, les cercaires sont prélevées à la loupe à l'aide d'une pipette Pasteur à bout effilé. Les cercaires émises par chaque mollusque sont concentrées dans un flacon en verre de 10 ml dans un minimum volume d'eau.

- La fixation des cercaires suit immédiatement l'étape de leur concentration. Chaque flacon reçoit 7 à 8 ml d'alcool 70° bouillant.

- La coloration des cercaires peut être réalisée juste après le refroidissement du contenu du flacon ou peut attendre quelques jours. Dans le dernier cas, le flacon est fermé hermétiquement afin d'empêcher l'évaporation de l'alcool qui est aussi un conservateur. Au cours de la phase de coloration, le liquide (alcool 70° + eau) de chaque flacon est délicatement retiré à l'aide d'une pipette fine pour laisser au fond les cercaires. Les cercaires sont ensuite pipetées puis déposées dans une salière étiquetée dans laquelle on ajoute une dose de colorant. Le colorant utilisé est composé de trois volumes de glycérol et d'un volume d'alcool 95°, le tout dosé à 2% d'azocarmin. La coloration dure au moins 24 heures.

- L'étape suivante est le montage des cercaires entre lame et lamelle. Les cercaires de chaque salière sont prélevées avec la même pipette effilée puis déposées, avec le colorant, sur les lames. Sur chaque lame, on prendra soin de noter le numéro du mollusque émetteur des cercaires. Sur la lame, le mélange cercaires-colorant est maintenu dans le vide d'une petite pièce de forme carrée de 2 cm environ de côté découpée dans du filtre Nytrell, sur laquelle repose la lamelle. Ce dispositif, qui impose un espace suffisant entre lame et lamelle, évite l'écrasement des cercaires par la lamelle ; ce qui pourrait influencer les différentes mesures à prendre. La préparation microscopique est ensuite lutée à l'Entellan ou au vernis afin d'éviter toute fuite du liquide et des cercaires.

- Chaque préparation est examinée à l'aide d'un dispositif particulier comprenant un microscope relié à une caméra, elle-même reliée à un micro-ordinateur muni d'un logiciel approprié, Visilog 5.2. Ce logiciel permet de numériser et de prendre les différentes mesures des images obtenues du microscope de façon automatique. Dans un premier temps, au moins

trente images de cercaires provenant d'un même mollusque ont été numérisées, et les photos stockées dans un même fichier au niveau de l'ordinateur. Dans un second temps, toutes les photos numérisées ont été rappelées à l'écran de l'ordinateur pour les mesures. Par cercaires, six mesures (en  $\mu\text{m}$ ) sont prises, à savoir : longueur du corps, longueur de la queue, longueur des deux fourches, largeur maximale du corps et largeur maximale de la partie caudale.

## VII. Méthodes statistiques

Le tableau 3 présente les tests statistiques et les notations utilisées. Les logiciels statistiques utilisés sont BiostaTGV, Excel, GraphPad InStat, SPSS et StatView.

**Tableau 3:** Tests statistiques et notations

Test statistique	Notation
Test Z	Test Z
Mann-Whitney	U
Kruskal-Wallis	H
Post-hoc de Dunn	-
Student	t
Anova	F
Post-hoc de Tukey-Kramer	-
Khi carré	$\chi^2$
Log-rank	Log-rank
Regression linéaire	R
Autocorrélation	-

### *Autocorrélation*

La détermination du rythme de production cercarienne est obtenue par la méthode des autocorrélations qui consiste à détecter une périodicité d'une longueur d'onde de  $i$  intervalles (1e jour pour nos expériences) par la mesure des variations d'amplitudes entre les données initiales et les mêmes données après introduction successive d'un retard de  $1i, 2i, 3i, 4i, 5i, \dots$  intervalles. Les coefficients de corrélation qui permettent d'établir les corrélogrammes sont calculés pour les retards possibles. Les coefficients qui correspondent aux retards élevés sont

moins significatifs compte tenu du nombre réduit de données restantes. On considère généralement qu'un retard de  $n$  égal au nombre de jours de production donne une information cohérente (Jenkins, 1961 *in* Théron, 1982 ; Broom ; 1979 *in* Théron, 1982). Les corrélogrammes ainsi obtenus mettent clairement en évidence la rythmicité de la production cercarienne dont nous pouvons évaluer la périodicité.

*PARTIE II : EPIDEMIOLOGIE DES SCHISTOSOMES DANS  
LA ZONE CEDEAO ET AU BENIN*

## INTRODUCTION

Le genre *Schistosoma* compte actuellement une vingtaine d'espèces à travers ses zones d'endémicité dans le monde entier. En Afrique, les schistosomoses sont essentiellement endémiques des zones intertropicales (Chippaux *et al.*, 2000). Ces parasitoses constituent pour ces pays des problèmes de santé publique et sont classées au troisième rang des affections parasitaires (OMS, 2001). D'après la classification de Rollinson & Southgate (1987) et les travaux de Pagès *et al.* (2001), au moins douze espèces réparties en deux groupes ont été signalées dans le continent africain. Il s'agit du groupe *S. haematobium* avec toutes les huit espèces le composant (*S. haematobium*, *S. intercalatum*, *S. guineensis* (Pagès *et al.*, 2001), *S. bovis*, *S. curassoni*, *S. leiperi*, *S. margrebowiei* et *S. mattheei*) et le groupe *S. mansoni* avec ses quatre espèces (*S. mansoni*, *S. edwardiense*, *S. hippopotami* et *S. rodhaini*). L'Homme est infesté par seulement 4 espèces, à savoir : *S. haematobium*, *S. mansoni*, *S. guineensis* et *S. intercalatum*. Les huit autres espèces ont été signalées uniquement chez les animaux sauvages ou d'élevage.

Au Bénin, les travaux antérieurs ont révélé la présence de deux formes de schistosomose humaine (*S. haematobium* et *S. mansoni*) et la présence de quatre espèces de mollusques potentiellement vecteurs : *Bulinus forskalii*, *Bulinus globosus*, *Bulinus truncatus* et *Biomphalaria pfeifferi* (voir Doumenge *et al.*, 1987 ; Chippaux *et al.*, 1990 ; Garba *et al.*, 2000). Notre objectif dans cette partie est de faire la synthèse des résultats connus concernant les espèces de schistosomes et leurs hôtes intermédiaires endémiques de la zone CEDEAO et d'analyser le statut épidémiologique de ces parasitoses au Bénin.

Cette partie sera donc composée de quatre chapitres :

Chapitre 1 : Revue bibliographique sur l'épidémiologie de la schistosomose dans la Communauté Economique des Etats de l'Afrique de l'Ouest (CEDEAO)

Chapitre 2 : Le Bénin : milieu physique et foyers prospectés

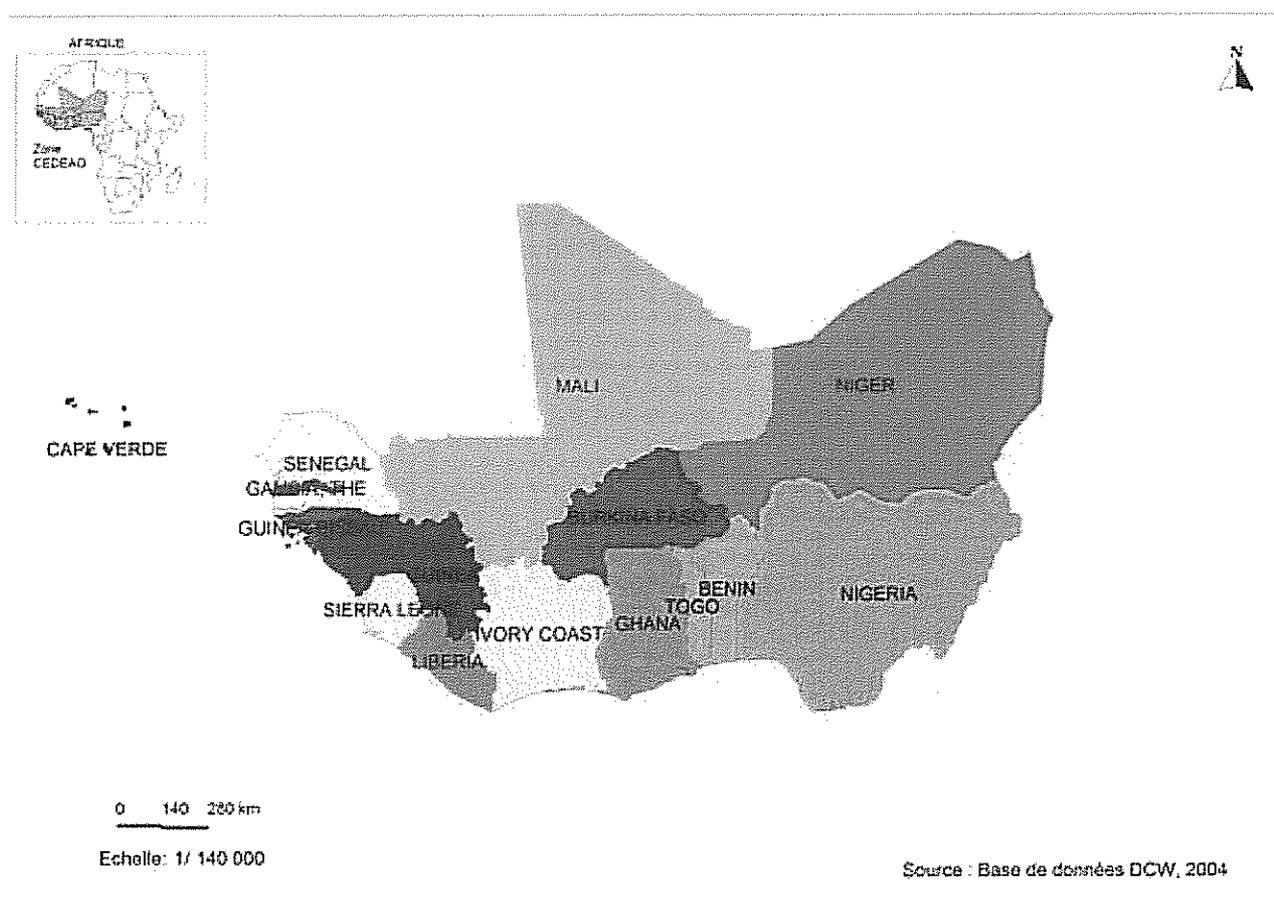
Chapitre 3: Epidémiologie et dynamique des populations de mollusques dans quelques foyers à schistosomes au Bénin

Chapitre 4 : Etude morpho-anatomique des mollusques gastéropodes d'eau douce du Bénin

*CHAPITRE 1 : REVUE BIBLIOGRAPHIQUE SUR  
L'EPIDEMIOLOGIE DE LA  
SCHISTOSOMOSE DANS LA  
COMMUNAUTE ECONOMIQUE DES  
ETATS DE L'AFRIQUE DE L'OUEST  
(CEDEAO)*

## INTRODUCTION

Initialement constituée de 16 membres, la Communauté Economique des Etats de l'Afrique de l'Ouest (CEDEAO) est une organisation sous-régionale créée en mai 1975 et qui réunit actuellement 15 pays de l'Afrique de l'Ouest, après le retrait de la Mauritanie en 2000. Ce sont le Bénin, le Burkina Faso, le Cap Vert, la Côte d'Ivoire, la Gambie, le Ghana, la Guinée, la Guinée-Bissau, le Libéria, le Mali, le Niger, le Nigeria, le Sénégal, la Sierra Leone et le Togo (Figure 5). Ces 15 pays ont adopté le protocole portant création de l'Organisation Ouest Africaine de la Santé (OOAS) qui a le statut d'Agence Spécialisée de la CEDEAO en matière de santé.



**Figure 5 :** Carte de l'Afrique de l'Ouest montrant l'espace CEDEAO (DCW: Digital Chart of the World. (2004). Environmental Systems Research Institut, Inc. (ESRI)), *Source: <http://www.maproom.psu.edu/dcw>*

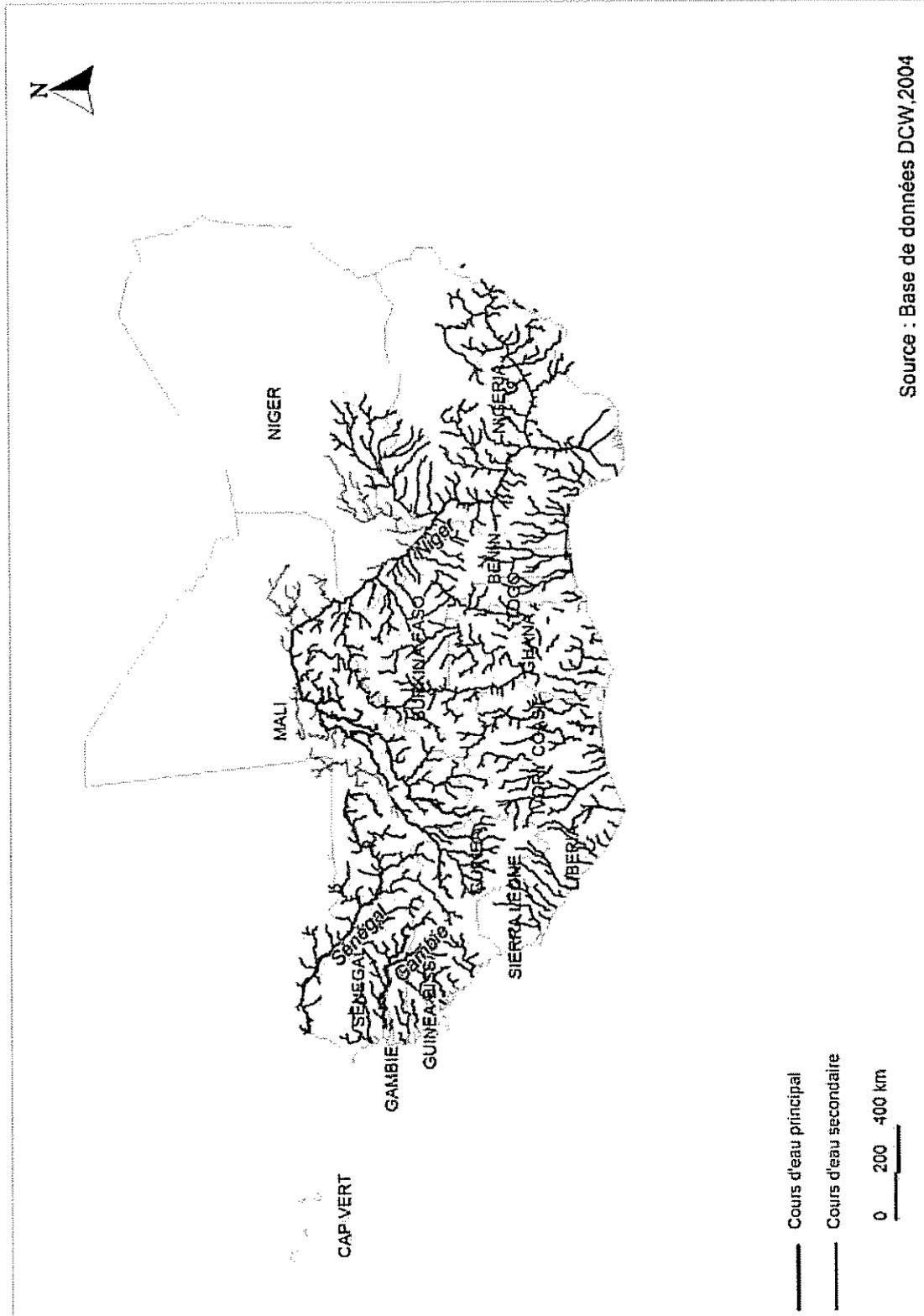
La CEDEAO a pour mission essentielle de promouvoir l'intégration dans tous les domaines de l'activité économique et, à terme, la construction d'un marché commun ouest africain de plus de deux cent cinquante millions de consommateurs, soit 28% environ de la population totale du continent africain. Dans cet espace, si la libre circulation des personnes, des animaux et des biens au niveau de tous les pays membres constitue le principal objectif de l'intégration, elle constitue tout de même le facteur important, voire déterminant pour l'expansion des endémies parasitaires notamment le paludisme, l'onchocercose et autres filarioses et les schistosomoses. En effet, ces différentes zoonoses sont favorisées par le développement du réseau hydrographique de cet espace, la similarité des différents écosystèmes aquatiques et la communication de plusieurs cours d'eau (Figure 6).

Dans ce chapitre, consacré à la synthèse bibliographique sur l'épidémiologie des schistosomoses humaines et animales dans l'espace CEDEAO, nous nous intéresserons dans un premier temps aux différentes investigations réalisées sur ces parasitoses au niveau du couloir dahoméen (Bénin et Togo). Dans un deuxième temps, notre exposé portera sur l'état des schistosomoses dans les pays limitrophes du couloir (Burkina Faso, Ghana, Niger et Nigéria). Dans un troisième temps, nous nous consacrerons au bilan des travaux épidémiologiques de ces parasitoses dans les neuf autres pays de l'espace (Cap Vert, Côte d'Ivoire, Gambie, Guinée, Guinée-Bissau, Libéria, Mali, Sénégal et Sierra Leone). Dans chacun des pays, l'analyse sera axée sur : les caractéristiques physiques des biotopes (relief, hydrographie, climat, végétation), les prévalences avec si possible leurs valeurs limites pour les différentes espèces de schistosomes signalées au niveau humain puis animal sans toutefois nous préoccuper des intensités d'infestation. Les espèces humaines de schistosomes seront analysées pour chaque pays selon l'ordre *S. haematobium*, *S. mansoni*, *S. intercalatum*, *S. guineensis*, correspondant à l'ordre décroissant de leur prévalence globale dans l'espace CEDEAO. Dans tout notre exposé, nous utiliserons *S. guineensis* à la place de *S. intercalatum* pour l'ensemble des pays de l'espace CEDEAO où l'espèce a été utilisée à tort comme *S. intercalatum* par les différents auteurs avant la découverte de *S. guineensis* (Pagès et al., 2001). Les formes animales seront analysées dans le sens *S. bovis*, *S. curassoni*. Les associations interspécifiques en un même site seront signalées. Notre attention sera ensuite focalisée sur la distribution temporelle et spatiale des différentes espèces de mollusques vecteurs signalées ainsi que sur leurs prévalences et la dynamique de population de chacune d'elles. Nous ferons, s'il y a lieu, un aperçu sur les différentes stratégies de contrôle de

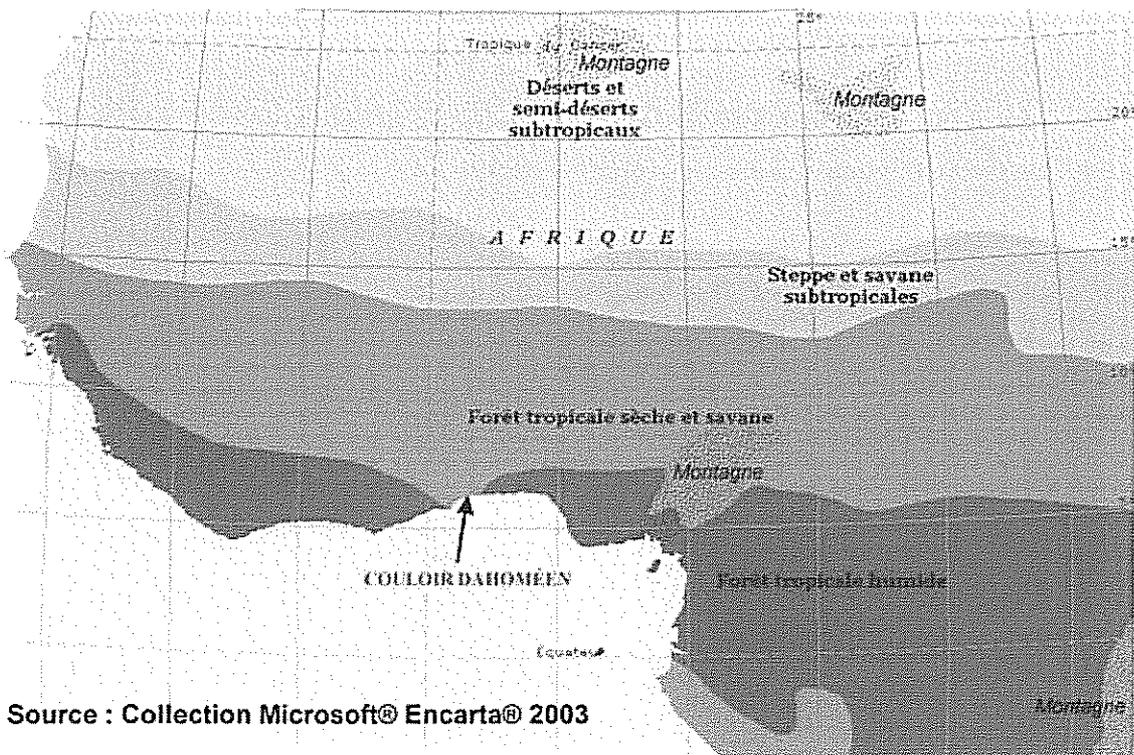
l'endémie mises en place dans chaque pays. Il est à noter que cette synthèse est basée sur les travaux initiaux de Doumenge *et al.* (1987) qui font état des travaux existant jusqu'en 1979. Elle est ensuite complétée par les travaux plus récents (de 1979 à nos jours) mais également par ceux antérieurs à 1979 et qui ne figurent pas dans la synthèse de Doumenge.

## *I. Caractéristiques physiques générales de l'espace*

L'espace CEDEAO a un relief peu accidenté formé de cuvettes, de plaines, de plateaux et de quelques élévations de collines et montagnes. Comme principaux reliefs élevés de la zone, on distingue le massif de Fouta Djallon et le Mont Nimba en Guinée (Guinée Conakry). De ces reliefs naissent les plus importants cours d'eau de toute l'Afrique de l'Ouest. Le réseau hydrographique, bien dense (Figure 6), est formé de trois principaux fleuves avec de nombreux affluents. A l'ouest du massif de Fouta Djallon, naissent les fleuves Sénégal et Gambie et à l'est le fleuve Niger, considéré comme le plus long de la zone. Ce dernier traverse successivement le Mali, le Niger, le Bénin et le Nigeria par son cours principal. Le Burkina Faso, le Cameroun, la Côte d'Ivoire et le Tchad reçoivent successivement ses affluents. A ces différents cours d'eau s'ajoutent de nombreux plans d'eau naturels (lacs, lagunes, mares permanentes et temporaires) et artificiels (aménagements hydroélectriques, hydroagricoles et agropastoraux). La répartition des paysages végétaux ouest-africains (Figure 7) reflète dans l'ensemble le régime des précipitations. Ce dernier évolue de façon croissante du nord, désertique, à l'océan Atlantique, tropical humide. Ainsi, du tropique du cancer au Golfe de Guinée, on distingue successivement, disposés en bandes horizontales, les déserts et semi-déserts subtropicaux, la steppe et la savane subtropicales, la forêt tropicale sèche et les savanes et enfin la forêt tropicale humide (interrompue au niveau du couloir dahoméen). Dans l'ensemble, la zone offre des conditions optimales à l'expansion des maladies liées à l'eau en général et particulièrement de l'endémie bilharzienne à travers le développement de ses vecteurs. Cependant, pour les pays à façade maritime bordant le Golfe de Guinée, les reliefs sont constitués dans leur partie sud, de plaines côtières qui sont pour la plupart au dessous du niveau de la mer. Ces reliefs favorisent la remontée des eaux salées à l'intérieur en période d'étiage, ce qui constitue localement un facteur limitant l'implantation et le développement des mollusques hôtes intermédiaires.



**Figure 6 :** Les grands réseaux hydrographiques de l'espace CEDEAO (DCW: Digital Chart of the World. (2004). Environmental Systems Research Institut, Inc. (ESRI)», Source: <http://www.maproom.psu.edu/dcw>)

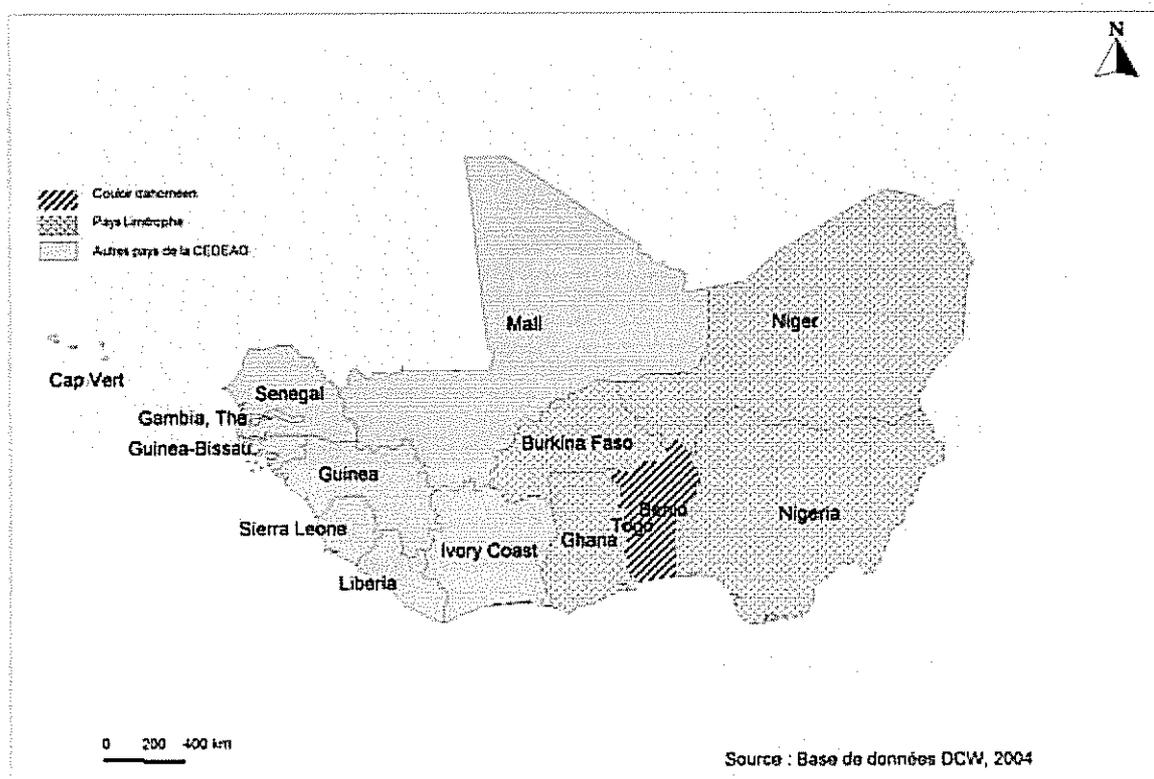


**Figure 7 :** Grandes formations végétales de l’Afrique de l’Ouest montrant le couloir dahoméen (Encarta, 2003 ; Source : <http://www.encarta.com>)

## II. *Epidémiologie de la schistosomose dans le « couloir Dahoméen » (Figure 8)*

Le « couloir Dahoméen » ou « sillon Dahoméen » ou encore « Dahomey gap » regroupe le Bénin et le Togo. C’est la zone où les savanes ont interrompu la forêt tropicale humide qui borde les côtes de l’Afrique de l’Ouest, du Sénégal au Nigéria. Les explications scientifiques données de cette zone biogéographique remarquable viennent des récents travaux de Salzmann & Hoelzmann (2005). Ces travaux sont basés sur la géochimie et l’étude des pollens dans le lac Sélé au Bénin (7°9’N, 2°26’E). Selon ces auteurs, l’interruption de la forêt tropicale humide entre le Bénin et le Togo serait survenue à la fin de l’Holocène, entre 4500 et 3400 ans, suite à un brusque changement climatique dans la zone. Le passage du climat tropical humide au climat tropical sec aurait entraîné la détérioration rapide de la forêt tropicale humide initiale et un nouvel équilibre climatique, propice à l’installation de la savane soudano-guinéenne. L’apparition de cette nouvelle végétation aux conditions climatiques particulièrement favorables à l’agriculture aurait entraîné, à posteriori, une forte concentration humaine dans cette région. Un autre facteur ayant favorisé la mise en place de

ce couloir est l'introduction et le développement de la culture des palmiers à huile. L'ensemble de tous les facteurs ci-dessus cités a pour conséquence d'empêcher le rétablissement de la forêt tropicale humide dans le « Dahomey gap » malgré le rétablissement du climat qui est tropical humide (Salzmann & Hoelzmann, 2005).



**Figure 8 :** Plan de description de l'épidémiologie des schistosomes dans l'espace CEDEAO (DCW: Digital Chart of the World. (2004). Environmental Systems Research Institut, Inc. (ESRI)), *Source: <http://www.maproom.psu.edu/dcw>*

### A. La schistosomose au Bénin

Etiré entre le bassin de la Volta et celui du Niger, le Bénin est un pays au relief monotone, peu accidenté. Le centre et le nord sont marqués par des plateaux recouvrant les 3/4 environs de superficie du pays avec au nord-ouest la chaîne de l'Atacora se prolongeant au Togo. Dans sa partie sud, on distingue une plaine littorale basse et sablonneuse parsemée de lacs et de lagunes côtières. Le climat est tropical humide dans l'ensemble, avec des nuances saisonnières qu'impose l'extension du pays en latitude. Le réseau hydrographique dense est constitué de deux bassins : le bassin hydrographique nord et le bassin hydrographique sud. Le bassin hydrographique nord est formé de quatre cours d'eau,

l'Alibori, le Mékrou, la Pendjari et la Sota. Le bassin hydrographique sud comporte le Couffo, le Mono, l'Okpara, l'Ouémé et le Zou avec pour embouchure l'océan Atlantique. A ces différents cours d'eau s'ajoutent de nombreuses retenues naturelles (Lacs : Athiémé, Dhati, Nokoué, Sélé, Toho, Toho-Todougba, Wozo ; lagunes : Porto-Novo, Grand-popo, ouidah ; mares permanentes et zones périodiquement inondées bordant les différents cours d'eau), plans d'eau artificiels (barrages hydroagricoles, agropastoraux et pour la fourniture en eau potable) observés surtout dans la partie septentrionale moins humide.

La synthèse des premières études épidémiologiques menées dans ce pays jusqu'aux années 1979 a été réalisée par Doumenge *et al.* (1987) et résumée comme ci-après. Ces travaux ont porté, pour la plupart, sur des populations scolarisées de quelques zones lacustres et lagunaires du sud et quelques points dans la partie septentrionale du pays. Il s'agit principalement des localités d'Adjarala, Aplahoué, Dogbo-Tota, Athiémé et de l'Ouémé dans le sud et de Kounadougou, Natitingou, Marégourou, Pénélan et Papané au nord (Doumenge *et al.*, 1987). Les différentes études réalisées sont basées principalement sur des enquêtes ainsi que sur quelques techniques de dépistage. Il s'agit de la technique de concentration des œufs par filtration, de la technique de concentration des œufs par centrifugation pour les urines et la technique de Kato-Katz pour les selles. Ces études révèlent la présence de deux formes de schistosomoses: la schistosomose à *S. haematobium* et la schistosomose à *S. mansoni*.

Pour la forme urinaire, à la lumière des enquêtes épidémiologiques, seulement quatre secteurs avaient été prospectés et les résultats obtenus à cette époque indiquaient des prévalences qui variaient entre les valeurs extrêmes de 4% et 86% (voir Doumenge *et al.*, 1987). Les secteurs qui avaient été investigués sont Natitingou dans le département de l'Atacora, Parakou dans le Borgou, la rive gauche du fleuve Mono à la frontière du Togo et la basse vallée de l'Ouémé au sud-est du pays. A Natitingou comme à Parakou, en moyenne un tiers de la population locale est infesté. Pour la zone de Natitingou, les prévalences extrêmes qui ont été enregistrées varient de 5% à Pénélan dans le sud à 60% à Kounadougou dans le nord. Dans le Borgou, les prévalences comparables aux précédentes varient entre un minimum de 4% à Papané et un maximum de 67% à Marégourou. Dans le Mono où les prévalences particulièrement élevées ont été signalés à Hounkpon (67,8%) et à Dré (86%), les valeurs sont comparables à celles obtenues sur la rive togolaise de ce fleuve et la diffusion de l'endémie est hétérogène au nord du pays aussi bien dans le Borgou que dans l'Atacora. Par contre, dans le département de l'Ouémé, on observe une constance de prévalence autour de 20% en moyenne mais pouvant atteindre 50% dans de rares cas (voir Doumenge *et al.*, 1987). De 1977 à ce jour, nous disposons, en plus, de quelques données concernant la partie

mériidionale du pays. Ces données sont essentiellement constituées des résultats des enquêtes épidémiologiques réalisées par la Faculté des Sciences de la Santé (FSS) sous le parrainage du Ministère de la Santé Publique (MSP). Elles sont basées sur différents examens parasitologiques (observation microscopique des œufs, concentration par filtration et concentration par centrifugation) et indiquent la présence de la schistosome urinaire dans tous les départements du pays. Ainsi, en 1977, à partir des travaux de Hounkonnou focalisés sur les aspects cliniques de la schistosomose génito-urinaire dans la vallée de l'Ouémé, une prévalence générale de 64% a été signalée. Dans la vallée du Mono et pour la même forme de schistosome, Ayivi (1978) indique 38,5% de prévalence. Les résultats du travail préliminaire de dépistage réalisé chez les populations riveraines du lac Toho-Todougba dans le Département de l'Atlantique par Zomahoun en 1981 ont révélé une prévalence moyenne de 27,87% de la forme urinaire. Cette moyenne varie entre un minimum de 0% et un maximum de 53,60%. Les enquêtes parasociologiques ont porté sur l'examen microscopique de 2253 échantillons d'urines provenant de 14 villages dont Daguétomé, Dohouignangbamé, Tchiakpècodji et Segbanou. En 1986, les travaux épidémiologiques de Odunlami réalisés dans trois localités de la vallée de l'Ouémé (Dangbo, Hetin-sota et Kessounou) à la lumière de la technique de concentration parasitologique cytologique par la gomme arabique révèlent les prévalences respectives de 35,29%, 30,34% et 31,33% avec une valeur moyenne de 31,84% pour la vallée. En 1990, Chippaux et collaborateurs ont repris les études épidémiologiques au niveau du complexe lagunaire d'eau douce de Toho-Todougba en incluant, dans leur étude, certaines localités antérieurement prospectées. Les travaux ont permis d'évaluer l'importance des schistosomes au niveau des populations riveraines du complexe. Leur analyse a porté sur la centrifugation de 535 échantillons d'urines prélevés dans les cinq villages dont Sègbanou, Daguétomé, Dahouignangbamé et Tchiakpècodji antérieurement prospectés par Zomahoun (1981) et le village de Hounkandjihoué. Leur résultat indique une prévalence moyenne de 23% pour *S. haematobium*. Cette prévalence varie d'une localité à une autre en fonction de la distance séparant chaque village du lac. Plus le village est proche, plus la prévalence est élevée. Ces auteurs notent également la variation de la prévalence selon le sexe et les tranches d'âges à l'intérieur d'une même localité, les hommes étant significativement plus infestés que les femmes et les jeunes adultes plus que les enfants et les personnes âgées. Par ailleurs, dans les neufs années d'intervalle entre les deux études, on note une baisse sensible de la prévalence dans trois villages, Daguétomé, Dahouignangbamé et Tchiakpècodji, qui passent respectivement de 52,38%, 21,87% et 29,22% en 1981 à 42,86%, 6,90% et 9,25% en 1990. Par contre à Sègbanou, la prévalence, en augmentation, est passée de 20,37% à 36,92% de

1981 à 1990. En 2000, une étude épidémiologique a été réalisée par Napo dans le Département du Couffo. Les investigations sont faites à la faveur des questionnaires, des bandelettes réactives, de l'échographie et de la technique de Kato. Elles ont porté sur un échantillon de 307 selles, 395 urines et le dépouillement de 412 questionnaires des jeunes élèves de cinq localités de la zone du barrage Adjarala (en cours de réalisation) dans le Département du Couffo, limitrophe du Togo. Les conclusions de l'étude mentionnent la présence de *S. haematobium* dans les cinq localités. La distribution se fait d'un mode hypo endémique à un mode hyperendémique avec une prévalence qui varie de 4,9% à Adohoun à 46,3% à Houin. Dans la même année, une investigation préliminaire a été réalisée par Garba et collaborateurs au niveau des localités du futur barrage d'Adjarala. L'étude, basée sur diverses méthodes de dépistage (observation microscopique, filtration d'urines, Kato-katz et l'échographie pelvienne), porte sur un échantillon de 412 jeunes écoliers. Les résultats y signalent la présence de la schistosomose à *S. haematobium* sous forme méso endémique avec une prévalence de 19,7%. Les plus récents travaux sont ceux de Chigblo (2003) qui portent sur l'évaluation de *S. haematobium* en milieu scolaire dans les départements de l'Ouémé et du Plateau au sud-est du pays. Cette étude comporte deux phases. Dans un premier temps, des questionnaires ont été distribués à 16080 écoliers âgés de 6 à 19 ans répartis sur 183 écoles primaires publiques des deux départements. Cette phase a permis à l'auteur de cibler les zones de forte endémicité, notamment la commune de Dangbo avec 100% de prévalence. La deuxième phase de l'opération a consisté à valider la méthode de questionnaire par les contrôles biologiques. Alors 688 échantillons d'urines ont été testés par la technique de concentration par filtration. Des différentes données obtenues, il ressort que *S. haematobium* est en pleine expansion. Cette forme a été signalée dans l'ensemble des douze départements que compte le pays comme le mentionnent les travaux de Mgeni *et al.* (1990) et le rapport 2001 du Ministère de la Santé Publique (MSP/DPP, 2001). Les prévalences mentionnées varient entre les valeurs extrêmes de 3,19% et 100% selon les zones, avec pour cible les adolescents de 12 à 19 ans.

En revanche, *S. mansoni* est moins fréquemment rencontré et présente des foyers très inégalement répartis. Il est signalé dans quelques foyers circonscrits (Chippaux *et al.*, 2000) de six départements. Il s'agit du département du Borgou au nord, des départements du Zou et des Collines dans le centre et des départements de l'Atlantique, de l'Ouémé et du Mono dans le sud du pays. Les enquêtes épidémiologiques effectuées ont révélé des prévalences relativement faibles, inférieures à 5% dans la plupart des foyers d'endémicité signalés (Zomahoun, 1981 ; Napo, 2000 ; MSP/DPP, 2001 ; Houssou, 2001). Par exemple en 2000,

l'étude préliminaire réalisée par Garba et collaborateurs au niveau du futur barrage d'Adjarala, a relevé la présence de *S. mansoni* sous forme hypoendémique avec une prévalence de 3,9% (Garba *et al.*, 2000). Toutefois, dans le complexe lagunaire de Toho-Todougba situé dans le Sud-Bénin, les travaux de Chippaux *et al.* (1990) réalisés à base de la technique de concentration de Kato, sur 395 échantillons de selles, situent les limites extrêmes de prévalence entre 3,9% et 13,4%. Dans ce foyer, *S. haematobium* et *S. mansoni* se retrouvent en association. Ces auteurs relèvent une prévalence des associations parasitaires *S. haematobium-S. mansoni* qui varie en fonction du sexe. Elle est de 13,8% chez les hommes et de 3,9% chez les femmes.

Aucune donnée n'est actuellement disponible pour le Bénin concernant les autres espèces de schistosomes d'importance humaine (*S. guineensis*) ainsi que les schistosomes d'intérêt vétérinaire (*S. bovis*, *S. curassoni*, ...). Pourtant ces différentes formes ont été signalées dans les pays limitrophes, en Afrique de l'Ouest et dans les autres parties du continent africain et du continent asiatique. C'est le cas de l'espèce *S. bovis* connue pour être largement répandue dans le continent africain (Moné *et al.*, 2000). De même, *S. guineensis*, parasite humain et *S. curassoni*, parasite du bétail, signalés dans les pays voisins, n'ont encore fait l'objet d'aucune investigation au Bénin à notre connaissance.

Les études malacologiques réalisées au niveau de quelques sites révèlent la présence de quatre espèces de mollusques hôtes intermédiaires de schistosomose. Il s'agit de *Bulinus forskalii*, *B. globosus* et *B. truncatus* connus comme vecteurs de *S. haematobium* et *Biomphalaria pfeifferi*, vecteur de *S. mansoni* (Trotobas *et al.*, 1977 ; Flye Sainte-Marie & Sellin, 1978 ; Chippaux *et al.*, 1990). Au niveau du site de Toho-Todougba, les études menées par Chippaux et collaborateurs ont révélées que les spécimens de *Bulinus* sont dans l'ensemble peu abondants et plus représentés en saison sèche contrairement à *Biomphalaria pfeifferi* qui est nettement plus fréquent et présent en fin de saison des pluies (Chippaux *et al.* 1990). Toutefois la distribution spatio-temporelle, l'écologie ainsi que la biologie des différents mollusques vecteurs du pays ne sont pas encore bien connues. De même, l'implication épidémiologique de chacune des espèces de mollusques recensés n'a encore fait objet d'aucune investigation. Seule la récolte des mollusques potentiellement vecteurs ont permis de confirmer l'existence d'un cycle autochtone de schistosomes au Bénin (Chippaux *et al.*, 2000).

Le programme de contrôle de la schistosomose n'est pas encore dans sa phase active. Elle est limitée à des interventions ponctuelles et quelques interventions de masse par traitement par la chimiothérapie au praziquantel. Notre étude s'inscrit dans la meilleure

connaissance de la maladie afin d'envisager, à moyen ou long terme, des stratégies appropriées pour un contrôle efficace et durable.

### *B. La schistosomose au Togo*

Le Togo est un pays limitrophe situé à l'ouest du Bénin avec qui il partage presque entièrement les mêmes caractéristiques climatiques et édaphiques. La plaine littorale du Togo est dominée par les plateaux du Mono que couvre une forêt guinéenne. Plus au nord, la chaîne de l'Atacora isole la frange septentrionale du pays, où la savane arborée succède à la forêt sèche. Le réseau hydrographique du pays est constitué de deux principaux fleuves ; le Mono et le l'Oti avec de nombreux affluents. Les données épidémiologiques disponibles, à notre connaissance portent sur des deux espèces humaines : *S. haematobium* et *S. mansoni* et sur une seule forme animale, *S. bovis*.

La bilharziose est connue au Togo depuis 1925 à partir de la découverte des foyers de schistosome à *S. haematobium* par Peltier dans le sud du pays, dans les vallées du Sio et du Hao ; deux rivières qui se jettent dans le lac Togo (Peltier, 1925 *in* Lapiere *et al.*, 1988a). Les premiers résultats de l'infestation sont basés sur la technique de dépistage par questionnaire. Ces enquêtes sont réalisées pour la plupart au niveau des populations juvéniles et révèlent que la schistosomose urinaire est largement représentée dans le quart méridional et dans la moitié septentrionale du pays, dans les plaines du Sio-Atiégo, du Halo et du Mono, ainsi que dans la vallée de l'Oti et les monts du Togo. Les prévalences signalées varient entre 2% et 98% suivant les localités. La région des plateaux serait indemne de toute forme de schistosomose à l'exception de la bordure méridionale, située en continuité de la région marine totalement infestée avec des prévalences très variables : 2 à 38% dans le secteur de Tabligbo, 2 à 69% dans le secteur de Tsevié et 9 à 98% dans le secteur d'Aného. Dans la région des savanes, exceptée la population de Nagbéni (48% de prévalence), la prévalence de l'endémie est, de façon générale, très faible (12% au maximum) (Doumenge *et al.*, 1987). Dans la région de Lama Kara, l'examen des urines réalisée par Agbere *et al.* (1995) sur un échantillon de 1610 enfants ruraux de 0 à 16 ans indiquait la présence la schistosomose urinaire sans toutefois donner le degré d'infestation des populations. Avec les travaux de Salami-Cadoux *et al.* (1990), la présence d'un foyer a été signalée en amont du barrage Nangbéto avec une prévalence de 36% en moyenne chez les enfants scolarisés. Les travaux plus récents de Agbo *et al.* (1999) réalisés dans la même zone indiquent les prévalences variant entre 0,6 et 72%

(moyenne : 25,5%). Ces résultats sont obtenus à travers les tests parasitologiques basés sur la technique de centrifugation des urines dans 22 préfectures ; ce qui prouve un degré élevé d'endémicité de cette forme sur l'ensemble du pays.

*S. mansoni* n'est présent que dans le nord de la région centrale et dans la région de Kara, en association minoritaire avec la forme urinaire. Il est inégalement distribué et à part Bassar et Bounakam dans la région centrale, les prévalences de *S. mansoni* en général sont inférieures à celles de *S. haematobium* dans une même localité. Elles varient de 0,1% à 38,5% (voir Doumenge *et al.*, 1987). Avec les travaux de Lapierre *et al.* (1984 ; 1988b) sur une étude épidémiologique dans deux foyers, Lama Kara au nord et Kpalimé dans le centre-ouest, basés sur des données coprologiques et sérologiques de 412 enfants âgés de 6 mois à 15 ans, les prévalences élevées de 51,5% ont été atteintes à Lama Kara et ont été revues à la baisse par les études plus récentes de Agbo *et al.* (1999) montrant une régression de l'endémie dans le pays. En effet, l'étude réalisée sur un échantillon de 2511 élèves et écoliers de 5 à 20 ans (moyenne d'âge : 10,4 ans) tirés de 22 préfectures et basée sur la technique de Kato-Katz, révèle les valeurs significatives suivantes : 26,7% comme prévalence globale par les schistosomes, avec 2,2% en moyenne pour *S. mansoni* présent seulement dans 12 des 22 départements. Les limites de prévalences, relativement faibles, variaient entre 0,6% et 10% selon les localités.

A part la présence de *S. bovis* signalée dans les travaux de Moné *et al.* (2000), les autres formes de schistosomes humaines et d'intérêt vétérinaire n'ont encore fait l'objet d'aucune investigation à notre connaissance.

Sur le plan malacologique, quatre espèces de mollusques vecteurs ont été signalés dans la littérature: il s'agit de *B. forskalii*, *B. globosus* et *B. truncatus* connus comme vecteur de *S. haematobium* et *Biomphalaria pfeifferi* pour *S. mansoni* (Bourgat & Sim-Dozou, 1977). *B. globosus* est largement répandu dans tout le pays et se retrouve dans les mares et les ruisseaux même temporaires. Une prévalence de l'ordre de 10% de *B. globosus* récoltés à Kolokopé dans le fleuve Mono sont retrouvés naturellement parasités (Salami-Cadoux *et al.*, 1990). Par contre, *B. pfeifferi* n'aurait été signalé que dans les régions plus arrosées de Kara et de Sokodé au nord (Salami-Cadoux *et al.*, 1990 ; Lapierre *et al.*, 1992). L'enquête malacologique réalisée par Lapierre *et al.* (1992) a relevé les prévalences naturelles qui varient de 3% à 15% suivant les saisons mais aucune précision n'est donnée sur la dynamique de ces mollusques.

A notre connaissance, aucune stratégie active de contrôle de la maladie n'a été signalée dans la littérature. Toutefois, des traitements de patients par chimiothérapie et des cas

de recherches entreprises sur l'efficacité des différents produits anti-bilharziose ont été signalés. A cet effet, Lapiere *et al.* (1983) révèlent l'efficacité de trois produits (Oxamniquine, Oltipraz, Praziquantel) sur différentes souches togolaises de *S. haematobium* et *S. mansoni* à partir des résultats comparatifs de 700 cas de bilharziose. Ces auteurs montrent la grande efficacité des trois produits sur *S. mansoni* par rapport à *S. haematobium* où l'Oltipraz n'est efficace qu'à forte dose. Ils prouvent également la rapidité d'action du praziquantel sur le parasite par rapport aux deux autres produits.

### III. *Epidémiologie de la schistosomose dans les pays limitrophe du couloir Dahoméen (voir Figure 8)*

Comme le montre la figure 8, le couloir dahoméen est limité, d'ouest en est, par le Ghana, le Burkina Faso, le Niger et le Nigeria. Nous verrons tour à tour l'état de la schistosomose dans ces pays.

#### *A. La schistosomose au Ghana*

Au Ghana, on distingue une cuvette centrale occupée par le bassin de la Volta. Cette cuvette est encadrée au nord-ouest par la retombée méridionale du plateau voltaïque, au nord-est par l'escarpement de Gambara, au sud-ouest par le plateau de Kwahu et à l'est par les Monts Togo. La réunion de ces derniers éléments est percée par une cluse où s'engage la Volta pour gagner la plaine littorale où elle forme un delta. La mise en place du barrage de retenue d'Akossombo au niveau de ce rétrécissement a permis d'exploiter cette formation géographique pour créer l'immense retenue du lac Volta qui occupe aujourd'hui cette cuvette. Dans ce pays, les précipitations sont croissantes du nord-est vers le sud-ouest, ce qui explique l'existence de forêts et de cours d'eau pérennes dans le quart sud-ouest alors que des savanes boisées et des mares temporaires occupent le reste du pays.

En ce qui concerne l'endémie bilharzienne, les premières données épidémiologiques au Ghana remontent aux années 1895 pour *S. haematobium*. Mais ce n'est qu'en 1963 que les enquêtes parasitologiques ont été réalisées. Ces enquêtes indiquaient des prévalences variant entre 15% et 20% avec une distribution géographique autour de deux pôles endémiques : le nord-est et le sud-est (voir Doumenge *et al.*, 1987). Toutefois, quelques foyers sont signalés le

long de la frontière avec la Côte d'Ivoire et dans la partie médiane du pays qui présentaient localement des prévalences élevées. Dans les régions du nord-est, les travaux de synthèse réalisés par Hunter de 1959 à 1997 confirment dans ce pays l'aspect négatif des projets de développement des barrages hydroagricoles dans l'émergence et la propagation de l'endémie bilharzienne. En effet dans cette région, la prévalence de la forme urinaire qui était de 17% en 1959 est passée à 51% en moyenne en 1997, deux ans après l'installation des différents points d'eau (Hunter, 2003). Dans le sud, le suivi épidémiologique réalisé par Wen et Chu de 1971 à 1981 dans deux zones : autour du lac Kpong et au bas du lac Volta, a révélé une forte augmentation de la prévalence de *S. haematobium*. Par exemple, autour du lac Volta, les prévalences obtenues à partir de l'analyse, par la technique de filtration, de l'urine de jeunes élèves varient entre 38,8% et 96,2%. A Bator et à Mepe, les valeurs respectives de prévalence sont relevées : 27,1% et 36,4% en 1971 et, 72% à 74,6% et 88% en 1981 (Wen & Chu, 1984). Les travaux de dépistage réalisés entre 1992 et 1993 par Aryeetey et collaborateurs portent sur un échantillon de 2562 urines des enfants âgés de 5 ans au moins et provenant de 8 villages des districts de Ga et Akuapem le long du fleuve Densu dans le sud. Les prévalences indiquées, à partir de la technique de filtration et de l'observation microscopique et macroscopique de l'hématurie, varient entre 54,8% et 60% avec un pic d'infestation au niveau des adolescents de 10 à 19 ans (Aryeetey *et al.*, 2000). En 2004, l'étude épidémiologique réalisée par Bosompem et collaborateurs, à partir de l'utilisation de la bandelette réactive, relève une prévalence moyenne de 30%. L'échantillonnage est constitué de 80 urines de jeunes enfants (de 1 mois à 5 ans) des communautés villageoises de la région centrale du Ghana. Aujourd'hui, *S. haematobium* est abondamment présent sur l'ensemble du pays et particulièrement sur les pourtours du lac Volta (Bosompem *et al.*, 2004).

En revanche pour *S. mansoni*, les premières données épidémiologiques remontent aux années 1920. *S. mansoni* n'est présent que dans certaines régions, notamment dans la frange septentrionale, où il est en situation d'association avec *S. haematobium* (voir Doumenge *et al.*, 1987). La parasitose est en expansion et on signale l'apparition de nouveaux foyers ou l'augmentation de sa prévalence dans des milieux déjà connus. Ainsi, bien que le lac Volta soit, dans les années 1960, exempt de transmission de *S. mansoni*, les travaux postérieurs mentionnent l'existence d'une aire d'association au niveau de la basse vallée où la forme intestinale est apparue et fait déjà entre 6,7% de prévalence à Bator et 52,4% à Tefle concomitamment à une transmission de *S. haematobium* dont la prévalence est devenue plus forte (80% au lieu de 30% dix ans auparavant) (Wen & Chu, 1984). Au niveau des périmètres irrigués de la haute vallée du nord-est, les prévalences des deux formes humaines auraient été

aggravées par l'aménagement hydraulique de Tono dans le district de Kassena/Nankana (Amankwa *et al.*, 1994). Dans cette région, Hunter *et al.* (2003) relève au niveau des enfants une prévalence globale mixte *S. haematobium*, *S. mansoni* de 47,6%

A part la présence de *S. bovis* (voir Moné *et al.*, 2000), aucune donnée n'est encore disponible dans ce pays concernant la troisième forme humaine (*S. guineensis*) et les autres formes de schistosomes d'intérêt vétérinaire à notre connaissance.

Sur le plan malacologique, l'environnement dans les deux zones d'endémicité est bien favorable au développement des hôtes intermédiaires tels que *Bulinus globosus*, *B. truncatus*, *B. pfeifferi* et *B. soudanica* dont la présence avait été signalée depuis 1964 par Onori (Onori, 1964 in Sellin & Boudin, 1981 ; Wen & Chu, 1984). *Bulinus globosus* colonise les mares pérennes et les cours d'eau lents de la zone forestière, de la plaine côtière et de la haute vallée. *B. truncatus*, initialement présent dans la partie septentrionale, aurait envahi le lac Volta et est désormais présent dans la basse vallée. *Biomphalaria pfeifferi* est présent dans la partie septentrionale ainsi qu'au niveau de la dorsale togolaise, dans la zone forestière du sud-ouest et actuellement dans le lac Volta. La présence majoritaire de *B. pfeifferi* sur *B. truncatus* au niveau de la basse vallée permet d'envisager une évolution de cette situation au profit de *S. mansoni* (Wen & Chu, 1984). Nous ne disposons d'aucune information sur la prévalence des mollusques ainsi que sur leur dynamique.

Un programme de lutte est mis en place à partir des années 1973 à travers « The Ghana Partnership for Child Development » (Jones, 1973). Ce programme est basé sur le traitement de masse à l'albendazole et au praziquantel et sur l'éducation sanitaire. La population ciblée par le programme est constituée des jeunes scolarisés et les enseignants. Nous n'avons pas d'indication sur les résultats du programme.

## *B. La schistosomose au Burkina Faso*

Le Burkina Faso un pays sahélien qui présente un relief peu marqué ou peu accidenté et qui bénéficie d'un réseau hydrographique assez important, surtout dans sa partie méridionale. Les cours d'eau se rattachent à trois bassins principaux: les bassins de la Volta, de la Comoé et du Niger. Le bassin de la Volta, le plus important, formé de trois sous-bassins majeurs (du Mouhoun, du Nakambé et de la Pendjari), s'étend du centre à l'ouest du pays sur 170 000 km<sup>2</sup> et forme au Ghana le lac Volta. Le bassin de la Comoé draine l'extrémité sud-ouest du pays avec un versant de 18 000 km<sup>2</sup>. Le bassin du Niger draine le sud-est et un

versant de 72 000 km<sup>2</sup>. En dehors du réseau hydrographique, il existe des bassins fermés qui alimentent de nombreuses grandes mares ou lacs naturels sans écoulement permanents ou temporaires: les lac de Tingrela, de Bam et de Dem, les mares d'Oursi, de Béli, de Yomboli et de Markoye. Toutes les rivières du Burkina, excepté le Mouhoun et celles du sud-ouest (bassin de la Comoé), sont temporaires et ne coulent que de juillet à octobre, ce qui explique le fait que la distribution de l'endémie bilharzienne soit initialement liée essentiellement au régime de précipitations. Avec les travaux de synthèse réalisés par Poda *et al.*, (2004a) sur l'épidémiologie des schistosomoses, au total cinq espèces de schistosome ont été mentionnées, trois espèces parasitent l'homme (*S. haematobium*, *S. mansoni* et *S. guineensis*) et les deux autres (*S. bovis* et *S. curassoni*), le bétail.

*S. haematobium* était endémique d'une partie du pays avec un gradient croissant du nord-est vers le sud-ouest avec 5% de prévalence obtenue à Tourni à Banfora et à Kampti au Gaoua et 21% à Panamasso (Roux *et al.*, 1980). Avec l'implantation de divers points d'aménagements hydroagricoles, agropastoraux ou hydroélectriques (1078 barrages environ) indispensables au développement énergétique et agricole et à l'approvisionnement des populations en eau potable, on assiste à une expansion des deux formes humaines de schistosome avec plusieurs foyers de transmission mixtes (Garba *et al.*, 1999). En ce qui concerne la forme urinaire, de 19% de prévalence signalée à Guiédougou dans le complexe hydroagricole de Sourou en 1954, cette prévalence a dépassé la valeur de 70% en 1988 ; soit une augmentation de 51%. Dans la vallée de Kou, les prévalences sont passées de 14% en 1954 à 80% en 1974 ; soit une progression de 66%. Le même constat a été signalé autour du barrage de Bagré (Campagne *et al.*, 1998), de Ziga, (Poda *et al.*, 2003) et de plusieurs autres. En effet, dans la région sanitaire de Tenkodogo des prévalences de 6% à 76% ont été relevées par Campagne et ses collaborateurs (Campagne *et al.*, 1998). A Djerma où les données de prévalence générale obtenue dans l'ensemble de la zone de Bagré sont les plus basses (10,5%), la parasitose est néanmoins observée sous forme hyperendémique dans les écoles de la localité avec une prévalence de 65,8% (Campagne *et al.*, 1998). En 2001, Poda *et al.* ont réalisé une étude comparative au niveau de trois foyers bilharziens incluant Djerma. L'investigation parasitologique basée sur la collecte et la filtration des urines des scolaires a permis à ces auteurs de révéler les prévalences de 10,5%, 37,5% et 85,0% respectivement à Djerma (prévalence globale stable par rapport à celle relevée en 1998), Donsin et Thion (Poda *et al.*, 2001a). Pendant la même année et avec la même équipe, le profil parasitologique de plusieurs villages du complexe hydroagricole de Sourou indique des prévalences très disparates : 70,3% à Guiédougou, 40,8% à Niassan, 8,5% à Débè (situés tous à l'intérieur de

la zone d'irrigation), 55,6% à Lanfiéra (situé au centre de la zone irriguée), 56,8% à Di (situé à proximité du lac), 13,2% ; 83,3% et 64,7% respectivement à Poro, Tiao et Mara (situés à une vingtaine de Km du lac). Ici, les auteurs lient principalement la variation observée au niveau des prévalences aux activités des populations dans les zones d'irrigation, aux différents types de biotopes aquatiques et au contact des populations avec les eaux souillées et non à la distance des villages par rapport aux sites de contamination (Poda *et al.*, 2001b). *S. haematobium* est aujourd'hui présent dans tous les districts sanitaires du pays avec des prévalences variables entre 0,9% à 100% (Poda *et al.*, 2001b).

Par contre, *S. mansoni*, bien qu'étant en progression, est encore localisé dans six districts sanitaires, particulièrement au sud et à l'ouest (Poda *et al.*, 2004a). D'après les travaux de Roux *et al.* (1980) des prévalences de 79%, 75% et 36% ont été signalées respectivement à Panamasso, à Tourni (Banfora) et à Kampti (Gaoua). Il faut remarquer que cet auteur n'avait signalé que des valeurs maximales extrêmes de prévalence sans indiquer les valeurs minimales. Garba *et al.*, (1999) précisent les foyers à faible prévalence et ceux à prévalence élevée. Ainsi dans certains foyers, la prévalence reste faible. C'est le cas de Fada Gourma et Koudougou (moins de 1% de prévalence), de Tenkodogo (0% à 7% de prévalence), Ouagadougou (0% à 8% de prévalence) ou nulle (Dori, Kaya, Ouahigouya). Mais dans d'autres localités, la prévalence peut atteindre 79% : c'est le cas de Gaoua (0% à 63,7%), Dédougou (0% à 69,7%), Banfora (0% à 75%) et Bobo-Dioulasso (0% à 79%). Ils signalent également la progression de l'endémie observée autour des barrages qui constituent, pour la plupart, des foyers de transmission mixtes. De 0% en 1987, la prévalence de *S. mansoni* a avoisiné 69% à Guiedougou, dans le complexe hydroagricole de Sourou. Dans la vallée de Kou, les prévalences sont passées de 1,3% en 1957 à 45% en 1974 (Poda *et al.*, 2003). Dans la même vallée, Sorgho *et al.* (2005), par la technique sérologique (utilisation de différents antigènes de *S. mansoni*) testée sur 455 sujets de 6 à 43 ans, ont relevé une prévalence générale de 52,7% avec 56,6% au niveau des hommes et 48,9 chez les femmes. La dynamique de l'association des deux formes a été mise en évidence à proximité de Bobo Dioulasso, dans le village de Noumousso dans le sud (Colette *et al.*, 1982) et récemment dans le complexe hydroagricole de Sourou au centre (Poda *et al.*, 2004b). Dans le village de Noumousso, la forme urinaire a vu sa prévalence décroître de 39% à 17% en deux ans alors que la forme intestinale augmentait dans le même temps de 25% à 60%. Dans le complexe hydroagricole de Sourou, les prévalences sont passées respectivement à Guiédougou, Niassan, Di et Toma-île, en 2000 de 60,5%, 40%, 48,8% et 51,9% pour *S. haematobium*, et de 5,3%, 0%, 6,9% et 50,6% pour *S. mansoni* et, en 2002, à 56%, 51,9%, 51,6% et 43,4% pour *S.*

*haematobium*, et à 10,1%, 8,2%, 22,7% et 90,8% pour *S. mansoni*. Ce phénomène de substitution a été rattaché à une plus grande efficacité de l'hôte intermédiaire de *S. mansoni*, *B. pfeifferi*, par rapport à celle des hôtes de *S. haematobium*, *B. senegalensis* et *B. truncatus*.

La présence de *S. guineensis*, mis en évidence par Becket et Saout en 1969 (voir Visser *et al.*, 1995), n'a plus réellement été confirmée dans aucune des différentes enquêtes et travaux réalisés dans ce pays à ce jour.

Les deux espèces, parasites du bétail domestique, *S. bovis* et *S. curassoni* ont été observés (sans aucune valeur de prévalence) dans les abattoirs de Ouagadougou et de Bobo-Dioulasso en 1998 (Poda *et al.*, 2004a).

Les mollusques connus comme vecteurs signalés dans les travaux de synthèse de Poda *et al.*, (2001a,b) sont au nombre de six. Il s'agit de *Bulinus forskalii*, *B. globosus*, *B. senegalensis*, *B. truncatus*, *B. umbilicatus* pour les schistosomes du groupe *S. haematobium* et *Biomphalaria pfeifferi* pour *S. mansoni*. D'après ces auteurs, la distribution, très hétérogène, des mollusques vecteurs est fonction de types de biotope, de leur distance et du niveau initial de l'endémie. *B. globosus* se rencontre préférentiellement dans la moitié sud du pays et dans l'aménagement hydroagricole de Sourou situé au centre ouest. *B. senegalensis* et *B. truncatus*, espèces soudano-sahéliennes, sont signalées dans toutes les zones écologiques (Poda *et al.*, 2004b). *B. truncatus* serait responsable d'une transmission élevée de *S. haematobium* dans les steppes sahéliennes du nord-est et les savanes arbustives soudaniennes du centre. Par contre, *B. globosus*, plus sensible à la sécheresse saisonnière, n'est présent de manière significative que dans le sud du pays. *B. senegalensis* et *B. truncatus* récoltés naturellement infestés par *S. haematobium* par Poda *et al.* (2004a, b) confirment le rôle de ces deux vecteurs dans l'épidémiologie de cette forme de schistosomose dans le pays. En effet, l'enquête malacologique que ces auteurs ont effectuée au niveau de trois foyers bilharziens (Donsin, Thion et Djerma) révèle la présence de *B. globosus*, *B. senegalensis* et *B. truncatus* dans une répartition spatiale variable. Dans les trois villages, *B. senegalensis* est largement réparti, contrairement à *B. truncatus* et *B. globosus*. Dans le foyer de Thion, 2 *B. truncatus* sur 104 testés (soit environ 2% de prévalence) sont retrouvés naturellement infestés. Par contre, aucun cas d'infestation naturelle n'a été mentionné au niveau de *B. globosus* et de *B. senegalensis* (Poda *et al.*, 2004a). Toutefois, les tests d'infestation en laboratoire montrent une compatibilité de *B. globosus* et de *B. senegalensis* dans des différents systèmes hôtes parasites. Au niveau des *B. globosus*, la compatibilité a été réussie dans les systèmes sympatriques. Par contre, les *B. senegalensis* ne sont compatibles qu'aux souches locales de *S. haematobium* (Poda *et al.*, 1999 in Poda *et al.*, 2004a). Dans le complexe hydroagricole du

Sourou, Poda *et al.* (2001b) ont récolté 9 *B. senegalensis* infestés naturellement par *S. haematobium* sur 136 testés (soit 6,62% de prévalence). Aucun *B. truncatus* n'a été retrouvé naturellement infesté dans ce complexe mais les tests de compatibilité ont montré sa compatibilité avec la souche de *S. haematobium* locale (5/18) et avec la souche de Moktedo avec 4 *B. truncatus* positifs sur 12 exposés (*in* Poda *et al.*, 2001b). Les autres espèces, *B. forskalii* et *B. umbilicatus*, sont moins couramment signalées dans la littérature et leur rôle dans la transmission des schistosomoses n'est pas encore signalé dans ce pays. Par contre, *B. pfeifferi*, vecteur de *S. mansoni* est présent dans la zone boisée soudano-guinéenne du sud-ouest où la parasitose est endémique (Doumenge *et al.*, 1987). Aucun cas d'infestation naturelle n'a été signalée dans les différents sites où il a été récolté (Poda *et al.*, 2001b, Poda *et al.*, 2004b).

Pour contrer le niveau d'endémicité de plus en plus grandissant des deux formes de schistosomoses à *S. haematobium* et à *S. mansoni*, un programme national de lutte a été lancé en 2004 avec le soutien financier de la Fondation Bill et Melinda GATES. Ce programme regroupe six pays africains dont le Burkina Faso, le Mali et le Niger. Deux stratégies de lutte contre l'endémie sont développées par le programme : la première consiste au traitement systématique de tous les jeunes scolaires et non scolarisés et le traitement de tous le monde rural (paysans, pêcheurs) par chimiothérapies au praziquantel selon les normes prescrites par l'Organisation Mondiale de la Santé. La deuxième stratégie, toujours appuyée par the Schistosomiasis Control Initiative (SCI) de la Fondation, est basée sur la sensibilisation, l'information et l'éducation sanitaire (Garba *et al.*, 2006).

### C. La schistosomose au Niger

La République du Niger est un pays sans ouverture sur la mer et positionné au nord-est du couloir dahoméen. Elle touche le Bénin par une frontière naturelle, le fleuve Niger, dont les affluents proviennent du bassin hydrographique nord-Bénin. Ce pays est dans sa grande partie dominé par le désert au nord. Toutefois, on note quelques points humides dans sa partie sud où vit une forte concentration de la population. Il s'agit de la vallée du fleuve Niger. Une bande de steppe s'étend le long de la frontière nigériane et une savane au sud-ouest, le long de la frontière béninoise (Doumenge *et al.*, 1987). C'est dans ces zones que les mollusques hôtes intermédiaires de schistosomose retrouvent les biotopes favorables à leur développement, créant ainsi des aires de transmission. Cinq espèces de schistosomes ont été signalées :

*Schistosoma haematobium*, *S. mansoni* et *S. guineensis* chez l'homme et *S. bovis* et *S. curassoni* chez les ongulés (bovins, ovins et caprins). La distribution et les prévalences sont très variables suivant les zones et l'espèce de schistosome considérée d'après les travaux des auteurs qui se sont intéressés à ce sujet.

Au niveau des périmètres irrigués, la transmission de *S. haematobium*, très hétérogène, est étroitement liée à la distance entre l'habitat et le site de transmission (Ernould *et al.*, 2004). Ainsi, en milieu urbain comme à Niamey, la schistosomose est sous forme hypoendémique (16%) alors que dans les quartiers périurbains et les villages riverains du fleuve Niger, les prévalences sont plus élevées et peuvent atteindre 74% selon les résultats des travaux de Ernould *et al.* (2003) voire 77% selon Bretagne *et al.* (1985). Cette variation serait liée au temps d'exposition ou de contact entre les populations vis-à-vis de l'eau. On note une faible durée d'exposition en milieu urbain due à un usage croissant de l'eau des bornes fontaines (indemne de toute contamination) au détriment de l'eau contenue dans les canaux d'irrigation (plus accessibles). Le même constat peut être lié à un niveau modéré de transmission locale au niveau du fleuve et un faible retentissement des séjours des populations en zone rurale. Enfin, la répartition des schistosomes serait à priori fonction du degré de permanence des eaux de surface dans la mesure où la longue durée de la saison sèche limite la formation des mares pérennes qui pourraient faciliter le développement des mollusques hôtes intermédiaires.

*S. mansoni* est très localisé et ne se rencontre que dans la région de Gaya, dans l'extrémité méridionale du pays (Mouchet *et al.*, 1987). La prévalence globale mentionnée, à partir d'une surveillance épidémiologique de quatre villages de Bana, est de 15% avec comme population cible, les tranches d'âges de 20 à 38 ans (Mouchet *et al.*, 1988). Au niveau des communautés de la vallée du fleuve Niger où la parasitose est en pleine expansion. On signale ces dernières années les prévalences qui passent de 5,9 en 2002 à 19,5% en 2003 (Garba *et al.*, 2004).

*S. guineensis* n'a encore fait l'objet d'aucune investigation. Toutefois, les études expérimentales révèlent une compatibilité parfaite entre la souche camerounaise de *S. intercalatum* et *B. forskalii* du Niger (Tchuem Tchuente & Jourdane, 1993) ; ce qui laisse présager la probable présence de ce parasite dans ce pays.

*S. bovis* et *S. curassoni*, parasites du bétail sont signalés par différents auteurs à partir des observations réalisées dans différents abattoirs sans toutefois préciser les prévalences (Mouchet *et al.*, 1989 ; Mouchet *et al.*, 1992 ; Chippaux *et al.*, 1997 ; voir Moné *et al.*, 2000).

Sur le plan malacologique, six mollusques vecteurs de schistosome ont été signalés: *Bulinus forskalii*, *B. globosus*, *B. senegalensis*, *B. truncatus* et *B. umbilicatus* pour les schistosomes du groupe *S. haematobium* et *B. pfeifferi* connu comme hôte intermédiaire de *S. mansoni*. Selon les résultats de plusieurs auteurs, la distribution spatio-temporelle de ces vecteurs est variable. Ainsi, au niveau des périmètres irrigués comme dans la ville de Niamey, *B. forskalii*, *B. globosus* et *B. truncatus* sont présents toute l'année avec un pic de densité en période sèche (entre Avril et Septembre). *B. senegalensis*, par contre, n'est actif que pendant la période humide. En 1999, *B. truncatus* et *B. senegalensis* sont retrouvés naturellement infestés dans plusieurs sites le long du fleuve Niger avec des prévalences variables selon les sites (Ernould *et al.*, 2000). Les *B. truncatus* naturellement parasités sont récoltés au niveau de la mare permanente de Bangabana avec une prévalence de 5,9% et dans le fleuve Niger à Tondibiah, à Yantala Bas et à Tassia avec les prévalences respectives de 9,4%, 1,8% et 5,9%. Les *B. senegalensis* parasités sont récoltés dans la mare temporaire située sur la route Filingue avec une prévalence de 1,8%. Ces deux espèces de mollusques sont ainsi considérées comme principaux hôtes intermédiaires responsables de la transmission de *S. haematobium* dans la ville de Niamey (Ernould *et al.*, 2000). Labbo *et al.* (2003a) ont repris l'étude du fonctionnement des foyers de transmission de *S. haematobium* au niveau de la ville de Niamey et ont récolté des mollusques naturellement parasités aussi bien au niveau de fleuve (*B. truncatus*) qu'au niveau des mares (*B. senegalensis* et *B. truncatus*). Au niveau du fleuve *B. truncatus*, récolté au niveau de trois sites avec des prévalences variables de 2% à 9% (soit une prévalence globale de 5% (06/122)), est désigné comme principal responsable de la transmission le long du fleuve Niger dans la partie ouest du pays. Au niveau des mares avoisinantes du fleuve, la transmission est soit assurée par *B. senegalensis* ou par *B. truncatus* (Labbo *et al.*, 2003a ; Mouchet *et al.*, 1990). En effet, au niveau des deux mares où les bulins ont été retrouvés parasités, *B. truncatus* a une prévalence de 6% (23/377) dans l'une alors que dans la seconde, c'est essentiellement *B. senegalensis* qui transmet *S. haematobium* avec une prévalence de 1% (03/311) (Labbo *et al.*, 2003a). Dans la partie centre et est du pays, *B. truncatus* partage cette responsabilité dans les mares temporaires avec *Bulinus umbilicatus* (Ernould, 1996). *B. pfeifferi* qui est le principal hôte intermédiaire de *S. mansoni* est en forte expansion dans les zones irriguées du bassin du fleuve Niger (Labbo *et al.*, 2003b). Au niveau du bétail, *S. bovis* apparaît comme la seule espèce de schistosome compatible aux cinq espèces de *Bulinus* mais seulement *B. globosus*, *B. truncatus* et *B. umbilicatus* sont retrouvés naturellement infestés par *S. bovis*, contrairement à *S. curassoni* qui est exclusivement transmis par *B. umbilicatus* (Chippaux *et al.*, 1997).

Le Niger développe plusieurs programmes nationaux de lutte contre l'endémie bilharzienne coordonnés par le Centre de Recherche sur les Méningites et les Schistosomoses (CERMES) depuis les années 1980, date de la création du centre. Il s'agit du projet de lutte contre la bilharziose urinaire dans la vallée du Fleuve Niger et du programme national de « Dévolution de l'Onchocercose » (OCP) pour la formation aux techniques de diagnostic-traitement de la schistosomose urinaire. Ces programmes de lutte comportent trois volets principaux : la parasitologie, l'épidémiologie et l'immunologie. Le premier volet s'occupe de l'écologie de transmission, la génétique des populations et les interactions entre les schistosomes humains d'une part et les parasites d'animaux d'autre part. Le volet épidémiologie s'occupe de l'évaluation de la prévalence et de la morbidité au niveau communautaire par des méthodes d'évaluation rapide, le dépistage et la mise au point de stratégie de lutte par la chimiothérapie et l'évaluation de l'efficacité des projets de lutte et de leur impact sur la morbidité et la transmission des schistosomes qui est menée à l'aide de critères cliniques, parasitologiques et immunologiques. La principale activité du volet immunologie est la recherche vaccinale. Les actions des anciens programmes ont été renforcées depuis 2004 par le SCI de la Fondation Bill Gates tout comme au Burkina Faso (Garba *et al.*, 2006).

#### *D. La schistosomose au Nigeria*

Le Nigeria borde la République du Bénin sur tout son côté ouest. Son relief présente un vaste plateau occupant le centre et le nord du pays et dominé par le plateau volcanique de Jos qui s'affaisse progressivement vers la dépression de la Bénoué et du lac Tchad. Il abrite deux grandes vallées dans sa partie méridionale. La vallée de la Bénoué à l'est et la vallée du fleuve Niger à l'Ouest. Les deux vallées se joignent et forment un grand delta avant de gagner le littoral entre les Western Uplands et les Eastern Highlands. On distingue un climat tropical au nord, subéquatorial au centre, tropical humide au sud et tropical sec au nord ouest, à la frontière nigérienne. Au réseau hydrographique déjà dense constitué principalement du fleuve Niger et de ses affluents, s'ajoutent de nombreux barrages hydroélectriques et/ou agropastoraux.

Concernant la schistosomose, cette parasitose a été signalée depuis 1881, mais ce n'est qu'en 1963 que la première synthèse cartographique de l'infestation de la population nigérienne par la forme urinaire a été possible (Cowper, 1963 *in* Ernould, 1996). Aujourd'hui,

la schistosomose à *S. haematobium* se rencontre sous forme endémique suite à la construction des retenues d'eau sur l'ensemble du pays. En effet, avec les résultats obtenus à partir de la surveillance épidémiologique et de la prospection malacologique de 47 barrages des 246 construits avant les années 1970, Ofoezie relève le rôle négatif majeur de ces biotopes dans la transmission des infections parasitaires humaines (Ofoezie 2000, 2002). Dès lors, plusieurs études épidémiologiques ont été réalisées sur les différentes formes de schistosomes. A ce jour, cinq espèces de schistosomes sont signalées dans la littérature à travers tout le pays: il s'agit de *S. haematobium*, *S. mansoni* et *S. guineensis* chez l'Homme et de *S. bovis* et *S. curassoni* chez les animaux d'élevage. En ce qui concerne les formes humaines, les synthèses bibliographiques réalisées sur l'épidémiologie portent surtout sur les populations juvéniles et sont focalisées sur *S. haematobium*. Toutefois, nous disposons de quelques données sur *S. mansoni* ainsi que sur *S. guineensis* qui est signalé aussi bien chez les humains que chez les animaux. Il en est de même pour les deux espèces d'intérêt vétérinaire (*S. bovis* et *S. curassoni*). Compte tenu de l'immensité du territoire et du nombre important des travaux de recherche réalisés sur la parasitose d'une part et dans le souci de rendre plus fluide notre analyse d'autre part, nous proposons de faire le point sur les différentes espèces signalées en fonction des zones géographiques (nord-ouest, nord-est, sud-est et sud-ouest) du pays et en utilisant le même ordre que précédemment.

Ainsi, dans le nord-ouest, les résultats des travaux remontent aux années 1986 et les investigations ont porté sur les communautés des Etats de Kano, du Niger et de Sokoto. Dans l'Etat de Kano, les résultats des travaux réalisés par Betterton *et al.* (1988), à partir de la filtration d'urines de 813 jeunes scolarisés des villages riverains des barrages Tomas et Rimin Gado, révèlent pour *S. haematobium* des prévalences respectives de 26,6% et 36,8%. Au niveau du bassin du fleuve Niger dans l'Etat du Niger (au Nigéria), une analyse comparative des prévalences obtenues par la méthode de questionnaire et par d'autres méthodes telles que l'utilisation de bandelette réactive et l'observation microscopique de l'hématurie sur une cinquantaine d'écoles de la localité de Borgu révèle une forte corrélation entre les différentes méthodes (Mafe *et al.*, 2000), ce qui permet aux auteurs la recommandation de la technique de dépistage par questionnaire dans les zones de forte endémicité de *S. haematobium* au Nigeria. En effet, avec la méthode par questionnaire, 96,7% de prévalence est obtenue contre 96,6% pour l'utilisation des bandelettes réactives. Dans l'Etat de Sokoto, les travaux réalisés entre janvier 1997 et décembre 2002 par Mungali *et al.* (2004) sur les causes de l'appendicite ont permis de remarquer sur les patients une association de la schistosomose à *S. haematobium* dans une proportion de 4,44%. Cette prévalence sera élevée à 52,1% par Umar

& Parakoyi (2005) à partir d'une étude formelle sur un échantillon d'urines de 240 élèves riverains du barrage Bakalori.

Dans la partie nord-est, les travaux préliminaires réalisées à Maiduguri en 1983 et portant sur l'examen de 12207 urines indiquent une première prévalence générale faible de 6,17% (Chugh *et al.*, 1986). Mais celle-ci a été corrigée et revue à la hausse avec les différents résultats épidémiologiques obtenus à travers les nombreux travaux dans la région. Ainsi, à partir des résultats cumulés de neuf années (1976 à 1984), des prévalences moyennes de 69,69% et 42,99% sont obtenues pour *S. haematobium* et *S. mansoni* respectivement dans l'Etat de Borno, frontalier du lac Tchad, avec un pic de prévalence obtenu en 1981 pour les deux formes (Chikwem & Alaku, 1987) ; plaçant *S. haematobium* au deuxième rang et *S. mansoni* au sixième rang des parasitoses dans cette partie du pays (Chikwem & Alaku, 1987). Ces résultats sont obtenus à partir de l'analyse rétrospective des données recueillies de 1976 à 1984 au niveau de 11 centres hospitaliers (Bama, Biu, Gashua, Geidam, Gwoza, Lassa, Maiduguri, Molai, Ngoshe, Nguru et Potiskum) de l'Etat de Borno. Toutefois, des nuances sont à noter à travers les résultats obtenus par d'autres auteurs quant à l'endémicité des deux formes parasitaires dans la même zone géographique. Ainsi, dans quatre communautés rurales de Gumau, état de Bauchi, la méthode de concentration au formol-éther suivie de la concentration des œufs par centrifugation et portant sur un échantillon d'urines de 1037 avait révélé des prévalences de 17,9% pour *S. haematobium* et de 10,8% pour *S. mansoni* (Akogun, 1990). Les travaux préliminaires réalisés par Akufongwe et collaborateurs sur 2888 personnes de six localités dans la province du Plateau relèvent une moyenne de prévalence de 47,82% avec 62,4%, 40,2%, 22,9%, 58,8%, 45,4% et 50,0% respectivement à Pankshin, Shendam, Qua'an-Pan, Langtang Nord, Langtang Sud et à Wase (Akufongwe *et al.*, 1996). Ces auteurs ont souligné une corrélation positive entre les prévalences chez les mollusques et les prévalences chez les populations humaines par le parasite d'une part et entre les prévalences des populations humaines et les différentes saisons ; le pic de l'infestation étant maximale pendant la saison sèche. Cela se justifie par trois raisons : (1) le bas niveau de l'eau dans les retenues en saison sèche, couplé avec la forte infestation des mollusques vecteurs permet une forte densité des cercaires et par conséquent augmente la chance de contact entre ces cercaires et l'Homme ; (2) l'augmentation de la fréquence et du temps de contact avec l'eau des retenues en période sèche et (3) le faible danger que constituent pour les enfants et les adolescents les différents points d'eau dont le niveau d'eau est en baisse et le besoin et l'envie de la population riveraine à utiliser ces eaux pour diverses activités rafraîchissantes (jeux, baignade, douches) en période sèche (Akufongwe *et al.*, 1996).

Dans le sud-est, l'étude de l'endémicité de la schistosomose réalisée sur 119 jeunes scolarisés de 5 à 12 ans du village Amagunze dans l'Etat de Anambra révèle une prévalence de 79% entre 1986 et 1987 (Ozumba *et al.*, 1989). A Adim dans l'état de Cross river, la prévalence de la forme urinaire a atteint 43,5% (Ejezie *et al.*, 1991), 43,9% au niveau des scolaires des zones rurales de Emu (Ogbeide *et al.*, 1994) et 32,6% en moyenne au niveau des communautés de Owan (Nmorsi *et al.*, 2001a) dans l'état de Edo, 44% chez les écoliers de 5 à 15 ans de Ijiman (Ekanem *et al.*, 1994 ; Ekanem *et al.*, 1995), entre 5,96% et 54% de prévalence au niveau des communautés situées autour du lac Agulu dans l'état de Anambra (Emejulu *et al.*, 1994), 57,8% au niveau des populations de Odau dans l'état de Rivers (Agi, 1995). Entre octobre 1999 et février 2000, Nmorsi et collaborateurs signalent pour *S. haematobium*, dans la communauté rurale du village Ikao, une prévalence de 21,40% (test parasitologique non précisé) avec pour population cible les paysans en majorité hommes (Nmorsi *et al.*, 2001b). A Ebonyi dans la vallée de Benue, l'analyse des résultats cliniques de 3 ans (Août 2000 à Juin 2001) obtenus sur 3296 patients provenant de 15 villages de la vallée indique une prévalence de 23,5% pour *S. haematobium* (Anosike *et al.*, 2003). Dans la communauté Obudu, Okon & Umeche (2003) signalent une prévalence générale de 91% avec un pic chez les enfants de 9 à 12 ans sur l'examen de 200 échantillons d'urines d'élèves. Dans l'Etat d'Imo, l'analyse par filtration d'urines de 3504 personnes provenant de quatre localités différentes donne une prévalence de 25,1% en moyenne avec un maximum de 38,9% à Oguta et un minimum de 10,4% à Owerri-West, le sexe masculin étant significativement plus infesté (67,4%) que le sexe féminin (32,6%) et la population la plus exposée révélée se situant entre les jeunes de 11 à 20 ans. Il a été prouvé que la prévalence dépendait également du type d'activité avec une prévalence de 41,6% au niveau de la population paysanne (Okoli & Iwuala, 2004). La plus récente investigation est celle de Nduka *et al.* (2006) qui relèvent une prévalence au *S. haematobium* de 48,5% sur l'observation microscopique de 2071 urines des populations scolaires de Ishiagu dans l'état de Abia.

Dans le sud-ouest enfin, les enquêtes réalisées en 1981 au niveau de 5595 jeunes scolaires de l'Etat de Lagos indiquaient pour *S. haematobium* une prévalence générale de 13,4% (Ejezie, 1981). Depuis, les prévalences indiquées à travers différents travaux d'enquêtes ou d'analyses à partir des tests parasitologiques appropriés sont largement supérieures. A Babana dans l'état de Kwara, l'analyse de 425 échantillons d'urines de jeunes scolaires de 5 à 13 ans avait révélée 193 cas positifs soit 45,4% au total avec 44,7% d'hommes et 47,9% de femmes ; la tranche d'âge la plus touchée étant les populations de 11 à 13 ans avec 59,2% contre 33,6% pour les populations de 5 à 7 ans (Edungbola *et al.*, 1988 ;

Bello & Edungbola, 1992). Au niveau des jeunes écoliers d'Ilé Ifè, la prévalence obtenue en 1994 est de 48,5% (Amole & Jinadu, 1994), entre 66,4% et 76,2% au niveau de trois communautés du même état d'Ifè (Adewunmi *et al.*, 1991). Dans l'état d'Ibadan, Okoli et Odaibo relèvent 17,4% après examen de 1331 échantillons d'urines (Okoli & Odaibo, 1999). Dans l'état de Ogun, entre 71,8% et 80% de prévalences ont été signalées (Ofoezie *et al.*, 1991 ; Mafiana *et al.*, 2003) au niveau des enfants préscolaires.

En résumé, *S. haematobium* est largement répandu dans l'ensemble du pays. Cette forme a été particulièrement étudiée dans le nord-ouest (Etats de Kano, de Kebbi, autour du lac Kainji dans l'Etat de Niger et de Kaduna), dans le nord-est (Etats de Borno, de Bauchi et de Plateau), le sud-est (Etats d'Abia, d'Anambra, d'Imo, de Edo, de Rivers et de Cross River) et dans le sud-ouest (Etats d'Ogun, de Ondo, d'Oyo, de Kwara et de Lagos). Les zones de forte endémicité signalées sont le bassin du fleuve Niger, le sud-ouest, les hautes terres du centre et du nord et à proximité du lac Tchad. Dans la plupart des travaux, la population la plus exposée reste les jeunes ruraux suivis de la population paysanne active et des citadins. La plupart des travaux réalisés signalent la prédominance de la forme urinaire sur la forme intestinale. Il existe également plusieurs zones de transmission mixte avec des prévalences variables selon les sites de transmission et l'espèce considérée. Ainsi, dans les périmètres rizicoles de la vallée de la Sokoto au nord, on note une prévalence de la forme urinaire qui est d'environ 90% contre 27% pour *S. mansoni*. Au niveau de la retenue d'eau de Kainji sur le fleuve Niger, les prévalences de *S. haematobium* et *S. mansoni* sont respectivement 40% et 4%. Par contre c'est la forme intestinale qui prédomine dans la plaine d'inondation du fleuve Niger dans la partie ouest avec 54% de prévalence en moyenne pour *S. mansoni* contre 41% pour *S. haematobium* (voir Doumenge *et al.*, 1987). Comme l'ont remarqué Chikwem & Alaku (1987) ainsi que d'autres auteurs, les fortes prévalences obtenues dans l'ensemble du pays placent *S. haematobium* au deuxième rang des maladies parasitaires et *S. mansoni* au sixième rang car fréquemment moins rencontré et souvent avec de faibles prévalences. *S. mansoni* serait certainement aussi largement répandu si l'on se réfère à la répartition de son hôte *B. pfeifferi* que l'on trouve aussi bien dans la vallée du fleuve Niger, dans la région du centre nord que sur les bords du lac Tchad (Chikwem & Alaku 1987).

La présence de *S. guineensis* est signalée au niveau des communautés de la cité urbaine de Port Harcourt dans l'Etat de Rivers (Arene *et al.*, 1989) et à Sagbama dans le delta du fleuve Niger (Agi, 1995) situés au sud du Nigeria. Aucune valeur chiffrée sur les prévalences n'a été indiquée par ces deux auteurs.

*S. bovis* et *S. curassoni* sont signalés chez les bétails de Kano au nord (Ndifon *et al.*, 1988 ; voir Moné *et al.*, 2000). Sur 90 viscères de chevaux examinés, les prévalences 7,8% et 2,2% sont été respectivement signalées sur *S. bovis* et *S. curassoni* (Ndifon *et al.*, 1988). Ces mêmes auteurs signalent une prévalence globale de 31,1% sur l'examen des viscères de 502 autres chevaux sans pouvoir indiquer la part imputable à chacune des deux espèces de schistosomes.

Les mollusques hôtes intermédiaires sont largement répandus dans les écosystèmes aquatiques du pays avec des zones privilégiées. La présence de six espèces de mollusques est signalée : il s'agit de *B. forskalii*, *B. globosus*, *B. senegalensis* et *B. truncatus* connus comme vecteurs des schistosomes du groupe *S. haematobium*, *B. pfeifferi* comme vecteur de *S. mansoni* et un mollusque exotique *Indoplanorbis exustus* potentiellement vecteur des schistosomes du groupe *S. indicum* en Asie. La répartition spatiale des différents mollusques est très variée. L'étude réalisée par Betterton *et al.* (1983) indique la réduction de l'aire de distribution de *B. senegalensis* dans le pays. D'après ces auteurs, ce mollusque est largement répandu dans les périmètres irrigués de la partie nord du pays. *B. globosus*, par contre, serait confiné au sud du 12 parallèle nord. *B. truncatus* est l'espèce prédominante des lacs artificiels et du barrage de Thomas et Rimin Gado. *B. forskalii* ne se retrouve que dans la partie nord du pays (Betterton *et al.*, 1988). Les recherches malacologiques effectuées par Akufongwe et collaborateurs entre les années 1992 et 1993 dans les différentes rivières et retenues d'eau dans l'état du Plateau au nord-est révèlent la présence de *Bulinus* avec des cas d'infestations naturelles par *S. haematobium* à Wase (11,0%) et à Pankshin (22,0%) et notent leur pic d'infestation en saison sèche (Akufongwe *et al.*, 1996). Cependant, aucune indication n'est apportée par ces auteurs sur les espèces de bulins récoltées parasitées. Par contre, dans l'Etat de Anambra dans le sud-est du pays, Ozumba *et al.* (1989) ont observé plusieurs cas d'infestations naturelles sur des *B. truncatus* récoltés aussi bien dans le lac que dans la rivière. Dans le lac, l'infestation naturelle des bulins s'observe de janvier en avril alors que dans les rivières, les mollusques infestés sont récoltés à partir de la fin période sèche au début de la saison humide (mars, avril et mai). Ces remarques ont été complétées plus tard par des valeurs chiffrées avec les travaux de prospections réalisés dans le sud-est par Emejulu *et al.* (1994). En effet, ceux-ci signalent dans plusieurs sites du lac Agulu et de celui de Nri, la présence simultanée de *B. globosus* et de *B. truncatus* naturellement infestés par *S. haematobium*. Des *B. globosus* naturellement infestés sont récoltés dans des prévalences de 3,6% à 8,9% respectivement à Agulu et à Nri et les *B. truncatus* infestés sont récoltés dans des proportions de 1,5% et 8,1%. De même, dans plusieurs sites de la vallée de Ebonyi Benue du sud-est, la

surveillance malacologique réalisée par Anosike *et al.* (2003) révèle l'existence d'infestations naturelles de *B. globosus* et *B. truncatus* sans toutefois indiquer les prévalences. Par contre dans le sud ouest, Agbolade *et al.* (2004) ont réalisé, de septembre 2002 à octobre 2003, une prospection malacologique et récolté 2,3% et 21,0% de *B. globosus* naturellement infestés respectivement dans les cours d'eau de Eri-Oru et Areru. Aucune donnée de prévalence avec *B. pfeifferi* n'a été mentionnée. *I. exustus* est signalé dans le réservoir Oyan dans l'état Ogun au sud ouest du Nigéria, frontalier à la République du Bénin (Kristensen & Ogunnowof, 1987 ; Ofoezie, 1999). Mais aucune bibliographie n'a encore fait mention de la présence des espèces de schistosomes reconnues compatibles à ce mollusque dans le pays.

Malgré le niveau d'endémicité élevé et la distribution large de la schistosomose à *S. haematobium* et à *S. mansoni*, le Nigéria ne dispose pas, à notre connaissance, d'un programme national de contrôle de la parasitose. Toutefois, des traitements chimiothérapeutiques au praziquantel sont pratiqués localement dans les centres de santé avec plusieurs cas de réinfestation comme le signale Ofoezie (2000).

#### *IV. L'Epidémiologie de la schistosomose dans les neuf autres pays de l'espace (voir Figure 8)*

L'ensemble de ces neuf pays est situé dans la partie nord et à l'ouest du couloir. Il s'agira successivement de la Côte d'Ivoire, du Libéria, de la Sierra Léone, de la Guinée, de la Guinée Bissau, de la Gambie, du Cap Vert, du Sénégal et du Mali.

##### *A. La schistosomose en Côte d'Ivoire*

La Côte d'Ivoire bénéficie d'importantes précipitations et d'un relief très peu accidenté, excepté la ride montagneuse au nord-ouest. Les précipitations sont plus abondantes au sud et à l'ouest, domaines respectifs de la forêt dense et de la forêt montagnarde, alors que la savane arborée domine le centre et la savane herbeuse le nord. La Côte d'Ivoire compte quatre fleuves principaux avec de nombreux affluents: la Comoé, qui prend sa source au Burkina Faso, traverse le pays du nord au sud et longe la frontière ghanéenne avant de se jeter dans l'Océan Atlantique, le Bandama au nord-ouest poursuit sa course vers le sud en formant le lac de Taabo et abrite deux barrages hydroélectriques, le Sassandra, qui prend sa source en

Guinée, alimente le lac de retenue de Buyo et le Cavally, venu de la Guinée-Conakry, qui forme une frontière naturelle avec le Libéria. Les axes hydrographiques qui sont bordés de formations forestières font l'objet d'aménagements, tel le lac Kossou sur le Bandama (FAO, 2002). Cet environnement humide et riche en végétation est favorable au développement des mollusques hôtes intermédiaires.

La bibliographie recensée rapporte les formes humaines de schistosome : *S. haematobium* et *S. mansoni*.

La synthèse de Doumenge *et al.* (1987) signale *S. haematobium* dans le nord du pays sous forme hypoendémique avec 18%, 2%, 16% et 4% respectivement autour de Odienné, à Boundiali, Khorogo et dans les périmètres sucriers de Ferkéssédougou. Cette observation est ancienne et la situation a évolué avec le temps. En effet, entre 1996 et 1997, une étude est réalisée sur l'épidémiologie de *S. haematobium* dans quatre villages du sud central de la Côte d'Ivoire et a permis à N'Goran *et al.* (2001) de constater l'ampleur de l'endémie avec des prévalences de 88% à 94%. *S. haematobium* est, dans plusieurs foyers, en association avec *S. mansoni* (Keiser *et al.*, 2002 ; Utzinger *et al.*, 2003). Les remarques relatées selon les premières données épidémiologiques indiquaient une hétérogénéité de prédominance des deux formes selon les sites de transmission. Dans les villages où la forme intestinale est fréquente, la forme urinaire y apparaît rare alors qu'à l'inverse, dans les localités où la forme intestinale est marginale, la prévalence de la forme urinaire est importante (Roux *et al.*, 1980). La prédominance de la forme urinaire est retrouvée à l'ouest, autour de la ville de Man avec 67% de prévalence pour *S. haematobium* et 26% pour *S. mansoni*, au sud, autour d'Adzopé (respectivement 35% et 9%), ainsi qu'à l'est, autour de Bondoukou (53% et 19%) (Doumenge *et al.*, 1987).

*S. mansoni* est apparu dans le nord du pays sous forme hyperendémique autour d'Odienné, de Boundiali, de Khorogo et des périmètres sucriers de Ferkéssédougou avec 53%, 25%, 29% et 39% de prévalences respectivement (voir Doumenge *et al.*, 1987). A partir d'une enquête épidémiologique réalisée par Menan *et al.* (1997), un échantillon de 1001 selles d'enfants scolaires de 4 à 15 ans a été analysé par les techniques coprologiques (Kato, examen direct et méthode de Ritchie simplifiée). Les résultats de l'étude ont ressorti une prévalence de 36,5% dont 0,8% est imputable à *S. mansoni*. En 1998, les travaux de Keiser *al.* (2002), réalisés à partir d'un échantillon de 325 selles prélevées chez les écoliers dans le village de Fagnampléu, à l'Ouest de la Côte d'Ivoire, ont permis aux auteurs de noter la forte endémicité de *S. mansoni* (76% de prévalence). Ces résultats ont été confirmés par les travaux de Utzinger *et al.* (2000, 2003). En effet, entre novembre et décembre 1998, la prévalence de *S.*

*mansoni* relevée chez les jeunes scolarisés du village est 76,4%. Cette prévalence élevée a été rattachée à trois facteurs facilitant le contact des enfants avec l'eau : il s'agit de la pêche, de la baignade et de la traversée des rivières (Utzinger *et al.*, 2000). De 1998 – 1999, une étude épidémiologique a été réalisée par Utzinger *et al.* (2003) à partir de 349 selles des écoliers du même village de Fagnampléu (dont 260 sont autochtones et 89 étrangers). Les résultats montrent une différence significative de prévalence au niveau de deux groupes avec 80,4% pour les élèves résidants dans le village contre 65,2% pour les élèves qui viennent d'ailleurs. Ces travaux confirment aussi le caractère focal de la parasitose dans la zone d'étude. De février à juin 2001, les travaux de Agbaya *et al.* (2004) relatent les premiers résultats sur l'épidémie de *S. mansoni* à Agboville dans la partie sud du pays. Sur 360 de selles examinées, ces auteurs signalent 37,5% de parasitoses intestinales dont 10% de cas de *S. mansoni*. En 2005, les travaux de Raso et collaborateurs basés sur la technique de Kato Katz réalisée sur un échantillon de 264 selles des jeunes scolaires de la partie ouest révèlent 38,7% de prévalence des cas de *S. mansoni* (Raso *et al.*, 2005a). Dans une autre étude dans la même région ouest, Raso *et al.* (2005b) obtiennent sur 3818 échantillons de selles de 55 écoles, des prévalences variant entre 0% et 89,3% selon les écoles avec une prévalence globale (38,9%) très proche de la première (38,5%). Une étude comparative de la variation de l'endémie bilharzienne a été conduite par Yapi et collaborateurs, opposant trois sites d'une région de savane à trois autres d'une région de forêt. Les résultats obtenus indiquent une endémicité élevée de la forme intestinale dans la zone forestière par rapport à la savane. Et au sein d'un même écosystème les prévalences évoluent avec l'intensité de l'activité rizicole (Yapi *et al.*, 2005). En effet, les prévalences de 17,5% (zone sans culture de riz), 46,6% (culture annuelle de riz) et 61,3% (culture biannuelle du riz) sont obtenues dans la zone forestière contre 2,1% (zone sans culture de riz), 11,9% (culture annuelle de riz) et 16,1% (culture biannuelle du riz) dans la zone de savane. Plusieurs cas de foyers de transmission mixte *S. haematobium* et *S. mansoni* sont signalés. C'est le cas de la région de Agneby au sud-est avec de 12,6%, 20,6% et 3,2% respectivement pour l'infestation à *S. haematobium*, *S. mansoni* et la forme mixte *S. haematobium* - *S. mansoni* (Adoubryn *et al.*, 2006). Les tests parasitologiques basés sur la technique de centrifugation des urines et le Kato Katz (selles) sont réalisés sur un échantillon de 724 écoliers entre novembre 2000 et février 2001. Raso *et al.* (2006) signalent dans la même partie ouest des cas de coinfections mais leurs résultats mentionnent seulement la prévalence de *S. mansoni* avec 24,1% sur un échantillon de 3578 écoliers.

La troisième espèce humaine de schistosomes (*S. guineensis*) endémiques de la partie ouest-africaine ainsi que les autres espèces de schistosomes observées chez le bétail dans les pays voisins ne sont pas encore connues en Côte d'Ivoire à notre connaissance.

Les mollusques vecteurs de schistosomoses signalés sont *B. globosus*, *B. truncatus* et *B. pfeifferi* et *I. exustus* dont la présence est récemment signalée par Mouchet *et al.* (1987) au centre du pays dans la ville de Yamoussoukro. *B. globosus* est largement répandu sur l'ensemble du territoire alors que *B. truncatus* est surtout présent dans les régions moins humides du quart nord-est du pays. *B. pfeifferi* est présent sur l'ensemble du territoire avec des aires d'association nombreuses avec *B. globosus* (voir Doumenge *et al.*, 1987). Aucune valeur de prévalence des différentes espèces de mollusques vecteurs signalées et récoltées naturellement infestées n'est disponible au niveau de toute la bibliographie exploitée pour la Côte d'Ivoire.

A part les traitements ponctuels de chimiothérapie au praziquantel administrés aux patients déclarés, aucun programme de contrôle de la parasitose n'a été initié dans ce pays. Toutefois, quelques traitements de masse ont été signalés. Il s'agit des jeunes scolarisés de la partie Ouest (Utzinger *et al.*, 1998) et de quatre villages (Taabo, Bodo, Batera et Assinzé) du sud central du pays (N'Goran *et al.*, 2001).

### *B. La schistosomose au Libéria*

Le Libéria présente une plaine littorale dont la salinité est défavorable au développement des hôtes intermédiaires. En principe, aucune espèce de schistosome ne devait s'y trouver. Mais avec des aménagements rizicoles, le phénomène d'immigration et les fortes densités de population, quelques foyers de transmission de la bilharziose ont été signalés dans le centre et au sud du pays.

Ainsi, avec les travaux épidémiologiques préliminaires réalisés par Saladin *et al.* (1980) sur les populations scolarisées d'une dizaine de villages proches de Gbarnga au centre et de la région de Hardel dans le sud, les prévalences signalées évoluent de façon graduelle depuis les régions côtières du sud où les deux formes de parasitoses (*S. haematobium* et *S. mansoni*) sont quasi inexistantes vers les régions du centre à prévalence relativement élevée. Ce constat fut confirmé par les travaux de Dennis *et al.* (1983). En effet, à la lumière de l'examen de 3548 échantillons d'urines de volontaires de six (Jorquelle, Kokoya, Panta, Kpai, Suakoko et Zota) des huit districts que compte la région de Bong (au centre), cette équipe

révèle une prévalence moyenne de 22,7% pour *S. haematobium*. Absent de la plaine littorale, *S. haematobium* est présent selon un gradient décroissant du nord-est au sud-ouest dans les comtés de Bong, Nimba et Lofa (Doumenge *et al.*, 1987). Au niveau des périmètres rizicoles 23% de prévalence est relevée (Dennis *et al.*, 1983; Kazura *et al.*, 1985).

*S. mansoni* n'est rencontré que dans les comtés de Bong et Nimba. Sur 3408 prélèvements de selles de volontaires de six (Jorquelle, Kokoya, Panta, Kpai, Suakoko et Zota) des huit districts que compte la région de Bong (au centre), Dennis *et al.* (1983) révèle une prévalence moyenne de 24,8% pour *S. mansoni*. Kazura *et al.* (1985) relèvent dans les périmètres rizicoles une prévalence de 25%. Ces derniers constituent donc des aires de transmission mixte où la forme intestinale prédomine chez les adultes (25% de prévalence pour *S. mansoni* et 23% pour *S. haematobium*) (Dennis *et al.*, 1983 ; Kazura *et al.*, 1985).

Nous ne disposons pas d'informations sur les autres espèces humaine et animale de schistosomes.

Du point de vue malacologique, l'endémie bilharzienne serait liée à la présence de trois hôtes intermédiaires : *B. globosus* vecteur de *S. haematobium* et *B. pfeifferi* et *B. sudanica* connus comme vecteurs de *S. mansoni*. La zone de plateau à l'intérieur offre désormais un milieu propice à *B. globosus* à partir de 100 mètres d'altitude et à *B. pfeifferi* à partir de 250 mètres expliquant sa distribution restreinte à la partie haute du bassin du fleuve Saint John (Saladin *et al.*, 1980 ; Dennis *et al.*, 1983 ; Doumenge *et al.*, 1987).

Nous ne disposons pas d'information sur la stratégie de contrôle des deux espèces rapportées dans ce pays.

### C. La schistosomose en Sierra Leone

La Sierra Leone est constituée par une vaste plaine littorale dominée au nord-est par une zone de plateaux d'altitude moyenne. Soumis à un climat tropical humide et bénéficiant d'un important volume de précipitations, la forêt est largement représentée, dense sur le littoral, claire, voire dégradée, sur les plateaux. La salinité relative des eaux de surface dans la plaine littorale constitue un facteur limitant pour les hôtes intermédiaires, présents uniquement sur les plateaux. *B. globosus* y est présent à partir de 100 mètres d'altitude, ce qui explique la large répartition de *S. haematobium* dans la Northern Province et surtout dans l'Eastern Province. *B. pfeifferi* a une répartition plus restreinte, au-dessus de 250 mètres, limitant la transmission de *S. mansoni* à l'extrémité septentrionale du pays, autour de Kabala,

où il est prédominant avec 40% de prévalence pour *S. mansoni* contre 23% pour *S. haematobium*. Par contre au nord-est, vers Sefadu-Yengema, c'est la forme urinaire qui prédomine avec 44% de prévalence pour *S. haematobium* contre 11% pour *S. mansoni* (in Ernould, 1996). Le développement récent de rizicultures dans la partie méridionale de l'Eastern Province n'a pas eu d'impact sur la transmission (White *et al.*, 1982) alors que les excavations alluviales liées à l'exploitation diamantifère ainsi que la riziculture semblent favoriser l'extension de *B. pfeifferi* dans la partie plus septentrionale de la province où la prévalence de *S. mansoni* (28%), quasi inexistante dans les années 1982, augmente plus rapidement que celle de *S. haematobium* (27%) (White *et al.*, 1989 in Ernould, 1996). Nous ne disposons pas de données sur les autres espèces de schistosomes et de mollusques ainsi que sur l'existence d'un programme de contrôle de ce pays.

#### D. La schistosomose en Guinée

C'est en Guinée qu'est situé le massif du Fouta-Djalon, considéré comme le « Château d'Eau de l'Afrique de l'Ouest ». Le point culminant est le Mont Nimba situé dans la partie Sud-Est à la frontière avec la Côte d'Ivoire : 1752 m. L'importance des précipitations et les reliefs très accidentés et contrastés du Fouta-Djalon expliquent la relative abondance des eaux de surface en particulier en Basse et Moyenne Guinée où la plupart des grands fleuves d'Afrique de l'Ouest prennent leur source : le Niger, le Sénégal, la Gambie et la Casamance, ainsi que les fleuves du versant Sud du massif (Mano, Mongo). Ce massif domine la plaine littorale et le haut bassin du Niger à l'est. En dépit d'une importante pluviométrie, la plaine côtière de Basse-Guinée est indemne de schistosomose du fait du caractère salin des sols, défavorables aux hôtes intermédiaires (voir Doumenge *et al.*, 1987). Par contre, la forêt claire qui couvre le Fouta-Djalon offre un milieu favorable à la fois à *B. globosus* et à *B. pfeifferi* y créant une aire d'association d'intensité moyenne. La haute Guinée caractérisée par une savane arborée et un réseau hydrographique dense alimente des collections pérennes particulièrement favorables aux deux types d'hôtes intermédiaires. La forêt dense qui couvre le mont Nimba au sud-est est tout particulièrement propice à *B. globosus* et *B. pfeifferi* et la transmission des deux parasites y est assurée pendant toute l'année (voir Doumenge *et al.*, 1987). La bibliographie dont nous disposons met en évidence la présence de deux formes (*S. haematobium* et *S. mansoni*) évoluant en association.

De avril à juin 1995, une enquête épidémiologique nationale a été réalisée par Gyorkos et ses collaborateurs. *S. haematobium* est signalé au niveau de quatre zones selon un gradient décroissant dans le sens zone forestière, Haute Guinée, Moyenne Guinée et Basse Guinée. La prévalence globale à partir d'un échantillonnage de 800 jeunes choisis dans les quatre zones est de 19,9% (Gyorkos *et al.* 1996). Cette prévalence a été revue en baisse deux années plus tard. En effet, avec les travaux de dépistage organisés par Montresor *et al.* (1997) et englobant 1649 enfants choisis dans les 7 grandes préfectures du pays, la prévalence signalée est de 9,1%.

*S. mansoni* n'est présent de façon remarquable que dans la zone forestière et la Haute Guinée avec une prévalence globale de 25% sur 800 selles d'enfants examinées par la Kato Katz en 1995 (Gyorkos *et al.* 1996). L'aire de transmission mixte *S. haematobium* et *S. mansoni* est située dans la zone forestière et la Haute Guinée mais aucune valeur de prévalence de la double infestation n'a été signalée.

*S. guinensis* parasite humain ainsi que les schistosomes d'intérêt animal (*S. bovis* et *S. curassoni*) n'ont encore fait objet d'investigation dans le pays.

*B. globus* et *B. pfeifferi* sont les deux mollusques vecteurs présents dans le pays. Ils sont signalés dans la zone forestière et la Haute Guinée. Aucune indication tant sur leur dynamique que sur l'infestation naturelle de ces mollusques.

Depuis 1995, un programme sectoriel de la Banque mondiale de lutte contre les maladies parasitaire en général a été associé ministère de l'éducation nationale en Guinée. La stratégie du programme est basée sur l'information et la sensibilisation sur l'hygiène sanitaire des jeunes scolaires et le traitement chimio-thérapeutique des helminthes.

### *E. La schistosomose en Guinée-Bissau*

Les premières recherches sur l'endémie bilharzienne remontent en 1955 et les prévalences variables relevées au niveau des populations enfantines étaient de 13% dans la bassin de Rio Cacheu dans la partie septentrionale plus proche de la Casamance, 18% dans celui de Rio Corubal, 34% dans celui de Rio Gêba et 54% au alentour de Caiomete. En 1980, l'Institut d'Hygiène et de Médecine Tropicales de Lisbonne confirme l'existence de *S. haematobium* à Bambadinca, Gêba, Contuboel, Sonaco ; zones situées au voisinage du cours d'eau Rio Gêba et à Gabù proche de la Guinée Conakry.

La bibliographie sur l'épidémiologie des schistosomes n'est pas bien fournie. La présence de deux formes humaines (*S. haematobium* et *S. mansoni*) signalées n'est accompagnée d'aucune donnée épidémiologique.

L'existence de *S. bovis* a été signalée au niveau du bétail bissau guinéens sous forme hyperendémique avec 88,90% de prévalence (Rosa & Crespo, 1999). *S. bovis* se retrouve parfois en association avec d'autres types de schistosomes non spécifiés. Les travaux d'observation de 93 bovins réalisés par Crespo *et al.* (2002) au niveau des abattoirs du pays révèlent une prévalence générale de 96,77% des Trématodes dont 19,35% pour *Schistosoma bovis*.

Les données des prospections malacologiques préliminaires réalisées par Rosa *et al.*, (2002) signalent la présence de cinq hôtes intermédiaires connus comme vecteurs de bilharziose. Il s'agit de *B. forskalii*, *B. globosus*, *B. senegalensis*, *B. truncatus* pour les schistosomes du groupe *S. haematobium* et *B. pfeifferi* pour *S. mansoni*. Aucune espèce de mollusque infestée naturellement n'a été signalée par les auteurs. Toutefois, des expériences en laboratoire confirment la compatibilité entre *B. forskalii* et *S. bovis* d'origine Cap verdienne (Simoes *et al.*, 2002).

### F. La schistosomose en Gambie

Le principal cours d'eau du pays est le fleuve Gambie qui prend sa source en Guinée dans le massif du Fouta Djallon. Encadrant le fleuve du même nom, la Gambie est un pays de la zone sahélienne qui offre un cadre favorable aux hôtes intermédiaires de *S. haematobium* : *B. globosus* et *B. senegalensis* (Smithers, 1956 in Doumenge *et al.*, 1987), ce qui explique la présence de la forme urinaire de la parasitose sur l'ensemble du pays (Duke & Mc Cullough, 1954 in Doumenge *et al.*, 1987 ; Wilkins, 1977 in Doumenge *et al.*, 1987). La bibliographie sur la schistosomose est peu fournie. Néanmoins, les travaux de Wilkins *et al.* (1984) sur la dynamique de *S. haematobium* ont montré des prévalences variant entre 26% à Ngayen au niveau de la zone intermédiaire et de la microcuvette et 78% dans la mare de cuirasse de Abeokuta. La population cible est constituée de jeunes de 6 à 15 ans tout sexe confondu. La prévalence décroît en fonction de l'âge et au niveau des adultes, le sexe mâle, plus longuement exposé, est plus atteint que le sexe femelle contrairement aux suggestions de Clarke en 1966 (Wilkins *et al.*, 1984).

Seul un foyer de *S. mansoni* est recensé à l'extrémité ouest du pays (voir Doumenge *et al.*, 1987) où est présente la forme urinaire, offrant ainsi une possibilité d'association avec *S. haematobium*. Nous ne disposons pas de statistique sur les prévalences.

Nous ne disposons également pas de donnée sur *S. guineensis*. Aussi, seule la présence de *S. bovis* a été signalée parmi les espèces de schistosome animal (Rollinson *et al.*, 1990, voir Moné *et al.*, 2000), les autres n'ayant fait objet de recherche.

Les mollusques vecteurs signalés sont *B. senegalensis* déterminé comme principal hôte intermédiaire de *S. haematobium* et *B. pfeifferi* comme vecteur de *S. mansoni* dans le pays. Aucune valence de prévalence disponible pour ces deux mollusques vecteurs.

Aucune bibliographie ne mentionne l'existence d'un programme gambien de lutte contre les bilharzioses.

### *G. La schistosomose au Cap Vert*

Le Cap-Vert est une presqu'île formée de basses vallées dont les périmètres sont traditionnellement utilisés pour la riziculture. La présence des collections d'eaux permanentes et calmes sont autant de facteurs favorisant la présence et le maintien de l'affection bilharzienne. Les données dont nous disposons ne concernent que l'épidémiologie de *S. bovis*.

La présence de *S. bovis* est signalée au niveau du bétail de Santiago avec une prévalence de 3,5% après examination de 86 viscères de bovins (Rosa & Simoes, 1998).

Des infestations naturelles par *S. bovis* sont notées sur les *B. forskalii* récoltés à Ribeiras de Vale Cachopo et à Ribeiras do Mangue avec une prévalence de 10,8% (Rosa & Simoes, 1998).

### *H. La schistosomose au Sénégal*

Soumis à un régime de précipitations croissant du nord vers le sud, le nord Sénégal, aride, est dominé par la steppe sahélienne et la végétation s'enrichit vers le sud aboutissant, après la zone de la savane, à une aire de forêt guinéenne en Casamance, à sa frontière méridionale (voir Doumenge *et al.*, 1987). Ce pays présente aussi les conditions hydriques favorables au maintien et au développement de l'endémie bilharzienne. L'expansion de ces parasitoses a été accentuée avec les projets de développement des réseaux d'irrigation dans le centre et les hautes vallées du bassin du fleuve Sénégal (De Clercq *et al.*, 2000) d'une part, et

la construction de plusieurs barrages agropastoraux notamment dans la partie septentrionale du pays (Southgate *et al.*, 2001) d'autre part. Quatre espèces humaines et animales de schistosomes sont signalées dans l'ensemble du pays: *S. haematobium*, *S. mansoni*, *S. bovis* et *S. curassoni*.

*S. haematobium*, avec une distribution large, est signalé sur l'ensemble du pays avec des prévalences variables. Ainsi dans la vallée du fleuve Sénégal, la prévalence signalée est de 33% (Chaine & Malek, 1983 ; Vercruysse *et al.*, 1985, Vercruysse, 1990). La parasitose a évolué avec le temps pour prendre de nos jours sa forme hyperendémique comme le prouvent les conclusions de recherches parasitologiques réalisées au niveau des populations riveraines du Lac Guiers (De Clercq *et al.*, 1999). En effet, dans ce foyer à transmission mixte, la prévalence de *S. haematobium* est passée de 28% à 78% entre 1996 et 1997, même à la faveur d'un traitement de masse au praziquantel. Les prévalences les plus élevées sont obtenues chez les enfants de 1 à 4 ans pour le sexe mâle et de 5 à 9 ans pour le sexe femelle. Les travaux de dépistage basés sur l'observation microscopique de l'hématurie dans les urines réalisés par la même équipe en 1997 regroupant 1445 jeunes de 7 à 14 ans d'âge des villages situés au centre et en hautes vallées du fleuve Sénégal ont révélé jusqu'à 73% de prévalence avec une accentuation de la prévalence en fonction du développement du niveau d'irrigation des cultures et la proximité des populations par rapport au fleuve (De Clercq *et al.*, 2000).

*S. mansoni* est signalé aussi bien chez l'homme que chez les animaux sauvages. Au niveau de l'Homme, cette espèce était longtemps restée cantonnée dans la zone de la Casamance et dans la partie orientale du pays où *B. pfeifferi* trouve des conditions favorables, créant ainsi un foyer ancien de transmission (Larivière *et al.*, 1964 in Doumenge *et al.*, 1987). Mais les bouleversements écologiques entraînés par l'aménagement de la vallée du fleuve Sénégal, du fait de l'installation du barrage pour empêcher l'invasion annuelle des terres par les eaux marines, ont créé de nouveaux biotopes favorables à l'expansion de la parasitose. Ces bouleversements ont permis la colonisation de la haute et basse vallées par *B. pfeifferi* et l'émergence de l'endémie aussi bien dans les zones rurales qu'urbaines même au nord du pays jadis indemne (Talla *et al.*, 1990 ; Talla *et al.*, 1992, Southgate *et al.*, 2001). Dans la région de St-Louis (district de Richard-Toll et Dagama) par exemple, les premiers cas de schistosomiasis à *S. mansoni* ont été découverts en 1988 (à Richard-Toll). Depuis, la prévalence dans cette ville et aux environs a progressivement augmenté pour passer de 42% en 1989 à 80-90% en 1997. Dans le reste de la région, des enquêtes récentes ont donné des prévalences moyennes de 91% autour du lac Guiers (un lac intérieur communiquant avec le fleuve Sénégal), de 60% dans les villages proches du fleuve, et de 30% dans les villages plus

éloignés du fleuve (OMS, 1998 ; De Clercq *et al.*, 1999). En effet, de février 1996 à février 1997, une étude épidémiologique est réalisée par De Clercq et collaborateurs dans le foyer de transmission mixte dans le village Nder autour du Lac Guiers dans le bassin du fleuve Sénégal. Dans l'intervalle de 13 mois, deux traitements de masses ont été effectués : le premier en mars 1996 et le second en janvier 1997. Les résultats obtenus révèlent une réinfestation rapide au niveau des différentes populations dans la mesure où la chute de la prévalence quelques jours après le traitement de masse (de 90% en février 1996 avant traitement à 50% environ en avril après traitement) est suivie d'une augmentation de celle-ci pour atteindre les valeurs initiales dans un intervalle de 7 mois (voir De Clercq *et al.*, 1999). Ces remarques sont confirmées par les travaux de Scott *et al.* (2003) qui, en plus, ont observé dans le nord des prévalences à *S. mansoni* variables en fonction de l'âge (les moins âgés plus exposés que les plus âgés), le sexe (le sexe mâle plus infesté que le sexe femelle) et la distance des populations par rapport aux foyers de transmission (les plus proches des points d'eau sont plus infestés que les plus éloignés). Aujourd'hui, ces différentes aires offrent une possibilité d'association parasitaire. C'est le cas du delta du fleuve Niger où la forme urinaire s'est étendue (Verlé *et al.*, 1994). Au niveau des animaux sauvages, les expériences réalisées par Sene *et al.* (1996) ont montré la susceptibilité des rongeurs *Arvicanthis niloticus*, *Mastomys huberti*, *Mastomys erythroleucus* et *Mus musculus* à *S. mansoni* avec les prévalences respectives de 18%, 11.5%, 8.4% et 20.5%. Par ailleurs, les prospections organisées par Duplantier & Sene (2000) dans la région de Richard-Toll ont révélé des cas d'infestations naturelles des rongeurs par *S. mansoni*. En effet, sur 2000 rongeurs composés de six différentes espèces et d'une espèce d'insectivore examinés, deux espèces de rongeurs *Arvicanthis niloticus* et *Mastomys huberti* sont naturellement infestées avec une prévalence de 5%. Ces travaux prouvent le rôle d'hôtes réservoirs des animaux sauvages en l'occurrence les rongeurs dans le maintien de cycle et la transmission de *S. mansoni* au Sénégal.

*S. guineensis* n'a fait objet d'aucune investigation dans ce pays, à notre connaissance.

*S. bovis* et *S. curassoni*, par contre, sont signalés au niveau des ongulés de Saint Louis et de ses environs (Vercruysse *et al.*, 1985). En effet, en 1985, les recherches parasitologiques faites par ces auteurs sur l'épidémiologie des schistosomoses humaine et animale autour du bassin de fleuve Sénégal les ont amené à examiner, dans les abattoirs de Dakar, les viscères de 5722 moutons et de 1752 chèvres. La prévalence générale signalée est de 2,1% avec 97,3% imputé à *S. curassoni* et 2,7% à une infestation mixte *S. bovis* et *S. curassoni*. Sur 400 bétail examinés dans les abattoirs de Saint Louis par les mêmes auteurs, 80% de cas d'infestation à

*S. bovis* et *S. curassoni* sont indiqués avec la prédominance de *S. curassoni* (Vercruysse *et al.*, 1985).

Plusieurs mollusques pulmonés connus comme vecteurs de schistosomes sont signalés. Il s'agit de *B. forskalii*, *B. globosus*, *B. senegalensis*, *B. truncatus*, *B. umbilicatus* vecteurs de schistosomes du groupe *S. haematobium* et *Biomphalaria pfeifferi* comme vecteur de *S. mansoni*. La distribution de ces différents mollusques dépend du type de milieu et de la permanence de l'eau dans chaque biotope. Dans le fleuve Sénégal et autour de sa vallée, les potentiels mollusques hôtes intermédiaires de schistosome signalés sont *B. senegalensis* et *B. truncatus*. En Casamance, les principaux hôtes intermédiaires sont *B. globosus*, *B. umbiculatus* et *B. senegalensis* (Chaine & Malek, 1983 ; Vercruysse *et al.*, 1985, Vercruysse, 1990). Parmi tous ces mollusques, seule l'espèce *B. truncatus*, retrouvée naturellement infestée par *S. haematobium* au niveau du fleuve Sénégal, a un rôle important dans la transmission des schistosomes de formes urinaires dans le centre et haute vallée du bassin dudit fleuve (De Clercq *et al.*, 2000 ; Sene *et al.*, 2004) ainsi que dans la basse vallée (Southgate *et al.*, 2001). Par contre, dans la basse vallée, des trois *Bulinus* rencontrés, *B. forskalii*, *B. globosus* et *B. truncatus*, seul *B. globosus* a un rôle important dans la transmission de *S. haematobium* (De Clercq *et al.*, 1999). En effet, les différentes prospections malacologiques faites de février 1996 à février 1997 par ces auteurs signalent des *B. globosus* infestés aux mois de mai, juin, juillet, août, novembre, janvier et février avec le pic de prévalence au mois de juin (81%). Les *Biomphalaria pfeifferi* naturellement parasités sont récoltés tous les mois avec les prévalences maximales de 85% aux mois de juin et août et de 77% de parasités aux mois de novembre et de janvier. Trois *B. umbilicatus* ont été naturellement retrouvés infestés par *S. bovis* dont il serait le principal vecteur dans le bassin du fleuve Sénégal (Vercruysse *et al.*, 1985). Aucun cas d'infestation naturelle n'a été signalé sur *B. senegalensis*. Toutefois, l'étude de compatibilité en laboratoire montre que *B. senegalensis* est compatible à *S. curassoni* de façon marginale contrairement à *B. umbilicatus* qui lui est totalement incompatible (Vercruysse *et al.*, 1985).

Du fait de l'extension rapide de la schistosomiase dans le nord du Sénégal, un premier programme de lutte a été mis en œuvre par le Fonds Européen de Développement. La composante de recherche dudit programme est mise en œuvre par le projet European Spacial Programme for Operational and Integrated Research (ESPOIR). L'enquête nationale effectuée en 1996 a révélée l'expansion de la schistosomiase intestinale vers le sud. Ce qui a entraîné la généralisation du programme à l'échelle nationale en 1997 avec le financement de la Banque mondiale. Ces programmes ont pour stratégie la chimiothérapie de masse au praziquantel,

l'éducation sanitaire, la lutte antivectorielle (surveillance malacologique et nettoyage des sites de transmission) et la promotion de l'approvisionnement en eau saine et de l'assainissement. La chimiothérapie se fait soit par traitement universel dans les communautés où la prévalence chez les enfants d'âge scolaire est égale ou supérieure à 50%, soit par traitement ciblé des enfants d'âge scolaire dans les communautés où la prévalence est de 20 à 49%. La surveillance malacologique et la lutte contre les mollusques sont effectuées dans les lacs temporaires qui constituent les principaux sites de transmission dans la partie centrale du pays (OMS, 1998).

### *I. La schistosomose au Mali*

Tout comme le Niger, le Mali est dominé dans sa partie nord par une étendue désertique. Le relief est peu élevé et peu accidenté. Le réseau hydrographique arrose surtout le sud du pays. Le régime de l'ensemble de ce réseau est tropical avec un climat soudano-sahélien. Le Mali est arrosé par deux grands fleuves et leurs affluents : le fleuve Niger dans la partie orientale et le fleuve Sénégal dans la partie septentrionale (FAO, 2002). Le fleuve Niger avec 1700 km de parcours au Mali, constitue le principal réseau hydrographique du pays grâce à son delta intérieur et ses nombreux lacs et mares, qui sont alimentés par les deux affluents (Sankarini et Bani) du fleuve en saison de crue. En année de fortes crues, les superficies inondables peuvent atteindre 20 000 km<sup>2</sup> à 30 000 km<sup>2</sup>. A la décrue, le delta devient une immense prairie parsemée de lacs (lac Debo, lac Koriente, lac Galado). Le plus grand, le lac Faguibine, à 150 km de Tombouctou, s'étend sur 650 km<sup>2</sup>. On distingue trois biotopes différents: le lit du fleuve Niger et de Bani, les plaines inondées et les mares. Le lit du fleuve Niger et le Bani, son principal affluent, subissent une grande variation de hauteur et de largeur d'eau entre la crue et la décrue. Les plaines inondées sont situées de part et d'autres des rives dans le delta central et s'assèchent complètement à la décrue. Les mares sont constituées de dépressions qui communiquent avec le fleuve en période de crue et sont totalement isolées à la décrue. Sur ce fleuve, il y a 2 grands barrages : le barrage de Sélingué et celui de Markala. Le premier est un barrage hydro-électrique situé sur le Sankarani. Sa retenue a une superficie de 409 km<sup>2</sup> et un volume de 2,2 milliards de m<sup>3</sup>. Le second (barrage de Markala), à vocation agricole, permet d'assurer la maîtrise totale de l'eau sur près de 60 000 ha de périmètre de terre aménagée. Les grands canaux (navigables) de ce barrage, conduisant l'eau sur ces terres, possèdent un grand potentiel de production halieutique, ce qui

a favorisé l'installation de plusieurs villages de pêcheurs. Le fleuve Sénégal, par contre, est issu de la rencontre à Bafoulabé du Bafing et du Bakoy. Il traverse l'ouest du pays sur 730 km et abrite le barrage de Manantali construit dans le cadre de l'Organisation pour la Mise en Valeur du fleuve Sénégal (OMVS). Les petits barrages agropastoraux sont réalisés sur le lit d'un cours d'eau temporaire ou sur le parcours des eaux de ruissellement (FAO, 2002).

Ce pays n'offre un cadre favorable aux schistosomes qu'au sud du 17<sup>e</sup> degré de latitude nord jusqu'où s'étendent les biotopes aquatiques. Et du fait du climat soudano-sahélien, la distribution des parasites est inféodée aux aménagements des eaux de surface plus ou moins propices aux hôtes intermédiaires. Cinq espèces de schistosomes sont signalées au Mali : *S. haematobium*, *S. mansoni*, *S. guineensis*, *S. bovis* et *S. curassoni* mais seules les formes humaines (*S. mansoni*, *S. haematobium*) de la parasitose apparaissent ubiquistes (Doumenge *et al.*, 1987).

La schistosomose à *S. haematobium* est la plus largement répandue avec une prévalence moyenne de 83% et variable entre 13% et 100% selon les zones (Landouere *et al.*, 2003). Son endémicité a été signalée principalement autour des petites retenues d'eau de Bandiagara au centre, dans les périmètres irrigués de l'Office du Niger et de la haute vallée de Baguineda, au niveau des mares temporaires et au alentours du barrage Sélingué (Brinkmann *et al.*, 1988a). Les différentes prévalences signalées sont 13% au niveau des mares temporaires au sud-est, 20% autour du fleuve Niger, 36,6% à Bamako (quartier Bankoni), 69,8% au niveau des populations scolarisées de la zone périurbaine de Bamako, 51,3% au niveau des communautés locales de Dogon (De Clercq *et al.*, 1994 ; Sangho *et al.*, 2002). Aux alentours du barrage de Sélingué, les travaux épidémiologiques révèlent une prévalence globale de 32% avec 57,9% au niveau des populations de pêcheurs, 20,9% au niveau des populations de villages riverains du barrage et 11,6% au niveau des populations de villages éloignés (Traoré, 1989). Dans les périmètres irrigués de l'Office du Niger, les prévalences signalées varient entre 55,2% et 64%, avec une moyenne de 67% obtenue à partir des différentes techniques de dépistage (questionnaire, consultation, filtration des urines et l'échographie) sur 1041 sujets avoisinants les petites retenues villageoises autour de Bandiagara (Traoré *et al.*, 1998). En 2004, ces valeurs de prévalence ont augmenté et sont nettement au dessus de celles précédemment indiquées. En effet, les résultats de Coulibaly *et al.* (2004) obtenus à partir de cinq villages de la zone de culture annuelle de Kolongotomo et de cinq autres dans la zone de Niono dans l'Office du Niger mentionnent des prévalences qui varient de 28,4% à Saboula à 52,5% à Niaro Coura dans la zone de Kolongotomo et de 67,3% à Ténégué N10 à 96,2% à Niessoumana N6 bis dans le secteur de Niono. Cette zone

aménagée très favorable à la riziculture (Office du Niger) constitue en même temps la zone de forte transmission de *S. haematobium* (Doumbo *et al.*, 1992, Traoré *et al.*, 1998 ; Coulibaly *et al.*, 2004).

La forme intestinale a une distribution presque aussi étendue que la forme urinaire à l'échelle nationale. Dans tout le pays, la prévalence moyenne rapportée serait de 37% (voir Landoure *et al.*, 2003). Cette valeur de prévalence peut atteindre 93% dans certaines zones de forte endémicité (Kardorff *et al.*, 1994) mais elle est moindre dans la plupart des cas. Ainsi, elle apparaît très marginale au niveau des mares temporaires (2%), autour du fleuve Niger (2%), à Bamako (entre 3,4% et 8,7%), aux alentours du barrage de Selingué (4%), faible au niveau des petites retenues villageoises (12% à Dogon), moyenne à Djikoronni et à Niomirambougou (respectivement 22,8% et 28,2%) et très élevée au niveau des périmètres de l'Office du Niger (54%). Les travaux épidémiologiques réalisés entre 1997 et 1998 par Coulibaly et collaborateurs au niveau de deux zones, Kolongotomo (Loutan Coura, Saboula, Kossouka, Tongola Coura et Niaro Coura) et Niono (Dissana N9, Ténégué N10, Sagnona N6, Sassagodji N4 et Niessoumana N6 bis) de l'Office du Niger indiquent dans tous les villages des prévalences qui vont de 81,0% à Dissana à 100% à Sagnona N6 (Coulibaly *et al.*, 2004). Dans de nombreux foyers cohabitent les deux formes humaines. C'est le cas à l'Office du Niger ainsi que dans la zone périurbaine de Bamako où l'on retrouve *S. haematobium* en association avec *S. mansoni* formant une aire de transmission mixte (Brinkmann *et al.*, 1988b, Doumbo *et al.*, 1992 ; De Clercq *et al.*, 1994 ; Sangho *et al.*, 2002 ; Dabo *et al.*, 2003).

La présence de *S. guineensis*, l'espèce jumelle de *S. intercalatum* a été signalée dans les districts de Bandiagara, chez les communautés locales de Dogon et de Bankkas (Coranchan *et al.*, 1992 ; De Clercq *et al.*, 1994).

Au niveau des animaux d'élevage (bovins, ovins et caprins), la présence de *S. bovis* et de *S. curassoni* est signalée à Bamako et à Mopti (Brumpt, 1931 *in* Rollinson *et al.*, 1990). *S. bovis* sévit sous forme hyperendémique avec une prévalence pouvant atteindre 85,1% (Rollinson *et al.*, 1990).

Les différents mollusques connus comme vecteurs de schistosomoses sont *B. forskalii*, *B. globosus*, *B. truncatus* pour le groupe *S. haematobium* et *B. pfeifferi* pour *S. mansoni*. A part *B. forskalii*, les trois autres espèces de mollusques ont été retrouvées parasitées par *S. haematobium* ou *S. mansoni*. *B. forskalii* est naturellement parasité par *S. bovis*. Trois biotopes ont particulièrement fait objet d'investigations malacologiques : le secteur de Dogon, la zone rizicole de l'Office du Niger et la ville de Bamako. Dans le secteur de Dogon, les prospections réalisées en novembre 1992 par De Clercq et collaborateurs (De Clercq *et al.*,

1994) révèlent la présence de trois espèces de mollusques : *B. forskalii*, *B. truncatus* et *Biomphalaria pfeifferi* à Kani Kombole. Plusieurs cas de *B. truncatus* et *B. pfeifferi* infestés naturellement sont signalés sans être accompagnés d'aucune valeur chiffrée de leur prévalence. La zone d'irrigation de l'Office du Niger a été prospectée par Coulibaly et collaborateurs de 1996 à 1998. Ces auteurs mentionnent, dans plusieurs sites (lac, canaux d'irrigation primaires, secondaires et tertiaires, champs, jardins, égouts, marécages) de Kolongotomo et de Niono, la présence de *B. forskalii*, *B. truncatus* et de *B. pfeifferi*. Des cas d'infestations naturelles sont notés au niveau de *B. truncatus* et *B. pfeifferi*. Dans les sites prospectés à Kolongotomo, sur un total de 32,5% de *B. truncatus* récoltés dans les jardins, 2,9% sont parasités et sur 23,8% récoltés dans les canaux d'irrigation tertiaires, on retrouve 10,8% de *B. truncatus* infestés. *B. pfeifferi* est abondant dans les canaux tertiaires avec 17,5% d'infestés sur un total de 29,1% récoltés, dans les jardins 0,7% d'infestés sur 22,7% récoltés. Dans les sites de Niono, les fortes densités et les fortes prévalences sont observées, pour *B. truncatus*, dans les canaux tertiaires avec 6,1% d'infestés sur un pourcentage de 17,0% récoltés et dans les égouts avec 1,3% d'infestés sur 29,1% récoltés. Au niveau de *B. pfeifferi*, les auteurs signalent 4,7% de parasités 22,5% de mollusques récoltés dans les canaux primaires, 10,8% d'infestés sur 18,6% de récoltés dans les canaux tertiaires et 0,4% seulement de parasités sur 20,6% que représentent la proportion totale de *B. pfeifferi* récoltés dans les égouts. Pour les deux espèces *B. pfeifferi* et *Bulinus truncatus*, le pic de densité se situe de janvier à mars dans le secteur de Kolongotomo alors que dans la zone de Niono, les densités élevées vont de janvier au mois de juin (Coulibaly *et al.*, 2004). Dans le district de Bamako, les prospections malacologiques ont été entreprises de septembre 1997 à mars 1998 et de décembre 1998 à février 1999 respectivement à Niomirambougou et à Djikoroni par Dabo et collaborateurs (Dabo *et al.*, 2003). Les résultats révèlent globalement la présence de trois espèces de mollusques infestés naturellement par *S. haematobium* (*Bulinus globosus*, *B. truncatus*) et par *S. mansoni* (*Biomphalaria pfeifferi*) dans les proportions respectives de 24,1% (7/29), 20,6% (88/138) et 49,3% (100/203).

Le Mali fait aussi partie des pays de la CEDEAO qui s'est doté d'un Programme National de lutte contre la bilharziose. En effet, depuis 1978, a commencé un projet de lutte contre la schistosomiase dans le cadre d'un projet de construction de petits barrages sur le plateau de Dogon. Ce projet de lutte soutenu par la GTZ (Gesellschaft für Technische Zusammenarbeit, Germany), un programme de développement allemand, est élargi à d'autres régions ayant des programmes d'irrigation et de construction de barrages (Office du Niger, Baguineda et Selingué) pour prendre aujourd'hui un programme national de lutte. La stratégie

adoptée associe la chimiothérapie de masse par le Praziquantel, l'utilisation de molluscicides chimiques et l'hygiène de l'environnement. Le contrôle de l'endémie est orienté sur des populations scolaires et principalement assuré par la chimiothérapie de masse au praziquantel de façon périodique (Landoure *et al.*, 2003). L'hygiène de l'environnement se traduit par l'éducation sanitaire, l'amélioration de l'approvisionnement en eau potable et l'amélioration du système d'assainissement. Ce programme, bien que nécessaire, rencontre des problèmes financiers et organisationnels, ce qui le rend peu efficace par rapport à ses objectifs (OMS, 1998). En 2004, les principaux programmes de lutte existant ont vu leurs actions renforcées avec l'appui financier de SCI de la Fondation Bill Gates tout comme au Burkina Faso et au Niger (Garba *et al.*, 2006).

## V. Synthèse Générale

Dans l'espace CEDEAO, nous avons au total, cinq espèces de schistosomes signalées dans tout l'espace. Il s'agit de *S. haematobium*, *S. mansoni*, *S. guineensis*, *S. bovis* et *S. curassoni*. Les trois premiers sont naturellement signalés chez l'Homme et les deux derniers chez le bétail.

*S. haematobium* apparaît comme l'espèce la plus diffuse (Figure 9), endémique de tous les pays de la zone CEDEAO excepté le Cap Vert où il n'a pas encore été signalé. Les niveaux d'endémie sont très divers suivant les régions et il nous semble encore très difficile, en l'absence d'enquête systématique à l'échelle régionale, de préciser les zones biogéographiques les plus touchées. Plusieurs mollusques vecteurs notamment les bulins (*B. forskalii*, *B. globosus*, *B. senegalensis*, *B. truncatus* et *B. umbilicatus*) sont signalés. Parmi ces espèces, les bulins dont le rôle, dans la transmission des formes humaines, est confirmé dans l'espace sont les cinq derniers ; un doute subsiste, à notre connaissance, sur le rôle de *B. forskalii* dans l'épidémie des schistosomoses humaines n'est confirmé que sur *S. guineensis* au Niger. Toutefois, il est à noter l'excellent vecteur que ce mollusque représente dans la transmission de *S. bovis*. La distribution spatiale des différents vecteurs est représentée par la Figure 10.

*S. mansoni*, bien qu'étant endémique de plusieurs pays, a une distribution spatiale moins large et des prévalences moins élevées dans la plupart des cas signalés. Il est également dans tous les pays de l'espace sauf au Cap Vert. Il se retrouve le plus souvent en association avec *S. haematobium* mais aussi parfois avec *S. guineensis*, créant ainsi des aires de

transmission mixtes (Figure 9). Son seul hôte intermédiaire majeur reconnu dans tous les pays de l'espace est *B. pfeifferi*. Le rôle de l'espèce *B. sudanica*, également connu comme vecteur de *S. mansoni* et signalé au Ghana et au Libéria, serait actuellement très insignifiant (Figure 10).

*S. guineensis*, pour l'instant, n'a été signalé qu'au niveau de quelques biotopes de la zone soudano-sahélienne du Burkina Faso, du Mali, du Niger et du Nigéria (Figure 9). Son hôte intermédiaire responsable de sa transmission est *B. forskalii*.

*S. bovis*, tout comme les deux premières espèces, a une distribution géographique large. Il couvre trois zones géographiques : la zone méditerranéenne nord, la zone méditerranéenne sud et le sud Sahara. Ces différentes zones sont isolées par deux barrières naturelles horizontales (la mer méditerranéenne et le désert du Sahara) (*in Moné et al.*, 2000). Dans la zone ouest africaine, *S. bovis* a été signalé dans plusieurs pays de la CEDEAO, notamment au Burkina-Faso, au Cap Vert, en Gambie, au Ghana, en Guinée-Bissau, en Guinée-Conakry, au Mali, au Niger, au Nigéria, au Sénégal et au Togo (Figure 9). Il est fort possible que sa distribution soit plus large à la faveur d'une étude élargie à tous les autres pays de la zone. Aussi, le parasite admet un large spectre d'hôtes intermédiaires. Il admet deux genres de mollusques : le genre *Planorbarius* et le genre *Bulinus*. Plusieurs espèces de bulins infestées naturellement par ce schistosome ont été identifiées dans la zone CEDEAO. Il s'agit de *B. truncatus* au Niger et au Sénégal et de *B. forskalii* au Cap Vert.

*S. curassoni*, pour l'instant, n'est signalé qu'au niveau des biotopes de la zone soudano-sahélienne du Burkina Faso, Mali, du Niger, du Nigéria et du Sénégal (Figure 9). Son hôte intermédiaire connu est le *B. umbilicatus* au Niger. Au Sénégal, sa compatibilité expérimentale avec *B. senegalensis* a été prouvée.

L'introduction récente du mollusque *I. exustus* d'origine sud-est asiatique en Côte d'Ivoire et au Nigéria mérite une attention particulière même si aucune mention de la présence, dans l'espace ouest africain, des schistosomes du groupes *S. indicum* n'a été encore faite.

A partir de l'analyse comparative des données épidémiologiques antérieures et des données récentes recensées dans la bibliographie, on constate une émergence et une augmentation de la prévalence de l'endémie avec des degrés variables selon les pays et les sites. Ce phénomène d'expansion est la résultante de plusieurs facteurs parmi lesquels on peut noter (1) l'impact des activités d'irrigation avec l'implantation des aménagements hydrauliques indispensables au développement des pays pauvres dont l'agriculture constitue la principale source de devise, (2) la typologie des biotopes aquatiques avec de nombreux

plans d'eau temporaires et permanents et les canaux d'irrigation, (3) le comportement des communautés humaines vis-à-vis des eaux suspectes, (4) la dynamique des mollusques hôtes intermédiaires dans un environnement favorable à leur développement et (5) l'introduction de nouvelles souches due à la libre circulation des personnes et des animaux dans la zone d'étude. Pour les deux espèces (*S. haematobium* et *S. mansoni*) les plus diffuses au niveau de l'Homme, les prévalences sont extrêmement variables d'un lieu à l'autre, et à l'intérieur d'une même collectivité. Dans la plupart des cas, dans les foyers à transmission mixtes, la forme urinaire est largement diffuse par rapport à la forme intestinale. L'affection atteint particulièrement les enfants qui sont plus en contact avec les eaux douces à risque à travers les activités de baignades et de pêches. Au niveau des adultes, les populations des zones rurales sont plus exposées que celles des zones urbaines et les hommes plus que les femmes. Même dans les rares pays de la zone dotés d'un programme de lutte contre la bilharziose (Ghana, Mali, Niger et Sénégal) et où le traitement de masse par chimiothérapie est pratiqué, on observe une réémergence de la parasitose. La réémergence s'observe soit à partir des populations paysannes ou à partir des populations juvéniles qui sont souvent en contact avec les sites de transmission. Ces sites offrent des conditions optimales au développement des mollusques vecteurs et par conséquent, au phénomène d'expansion des parasitoses, ce qui rend moins perceptible tout effort de lutte contre l'endémie.

Plusieurs techniques d'investigation ont été utilisées pour diagnostiquer les bilharzioses au niveau des différents pays. Les méthodes de diagnostic les plus utilisées sont la méthode par questionnaire, les méthodes parasitologiques et parfois, les techniques sérologiques et les techniques d'échographie. Les méthodes de diagnostic parasitologiques, les plus fréquemment utilisées, regroupent les techniques d'examen d'urine et de selles. L'examen de l'urine est réalisé selon la concentration par sédimentation, la concentration par centrifugation, la concentration par filtration ou le test d'éclosion des miracidiums. L'examen des selles peut être réalisé par la technique de sédimentation en eau glycinée, la technique de concentration au Merthiolate-Iode-Formol (MIF), la technique de concentration au formol-éther, et, le plus souvent, la technique de Kato-Katz. Ces différentes techniques sont, dans l'ensemble, spécifiques mais en général relativement peu sensibles (Sellin & Boudin, 1981).

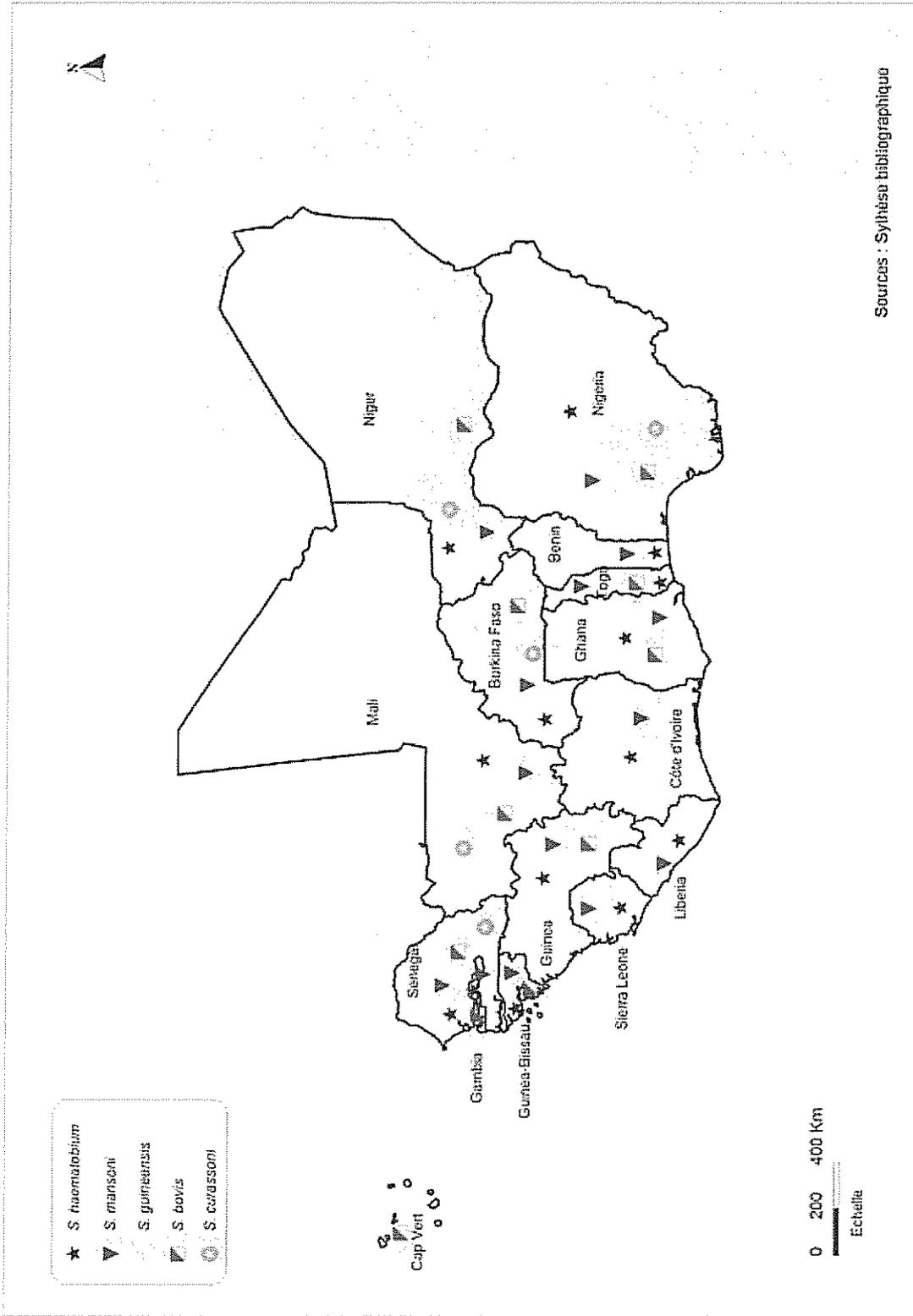
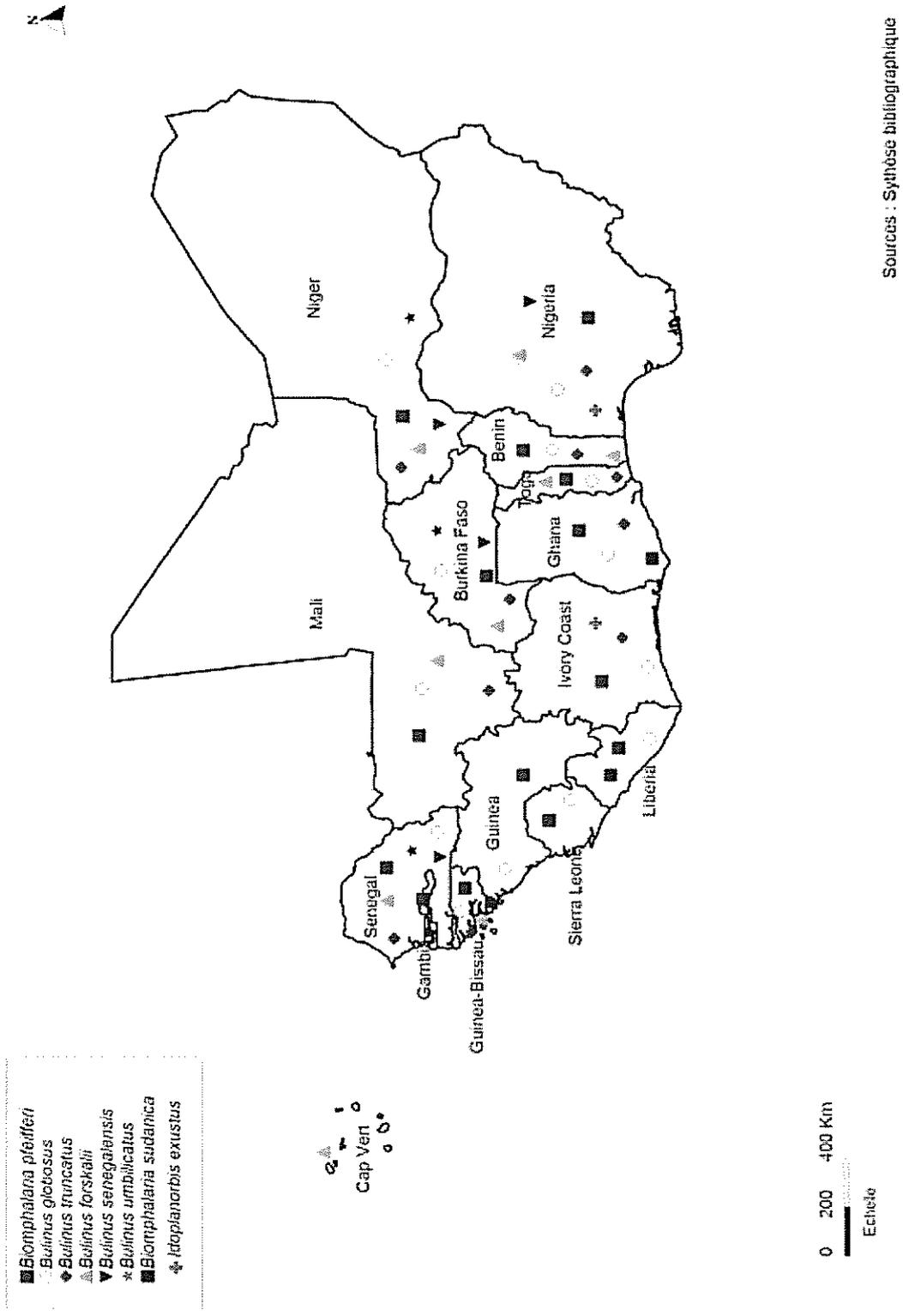


Figure 9 : Distribution des différentes espèces de schistosomes signalées dans l'espace CEDEAO (Afrique de l'Ouest)



**Figure 10 :** Distribution des différentes espèces de mollusques vecteurs de schistosomes signalées dans l'espace CEDEAO (Afrique de l'Ouest)

## VI. SUGGESTIONS

A ce jour, les résultats obtenus par les différents programmes de lutte sont très mitigés. La maîtrise des endémies bilharziennes dans la zone nécessiterait la mise en place d'un programme coordonné de lutte à l'échelle CEDEAO avec la collaboration étroite des centres de recherche spécialisés des pays développés. Au niveau de chaque pays, le programme devant établir une parfaite synergie entre ces différents volets. A notre avis, trois volets complémentaires seraient nécessaires : le volet médical, le volet recherche et le volet information et éducation sanitaire. Le premier volet concernera le dépistage et le traitement de masse au praziquantel dont l'efficacité est prouvée par plusieurs auteurs (Garba *et al.*, 2001 ; Tchuem Tchuente *et al.*, 2001) et adoptée par l'OMS à 40 mg/Kg de poids. En matière de dépistage de masse, la mise en place d'une méthode diagnostique adoptée dans tous les centres de recherche des pays membre de l'espace serait nécessaire. Cette méthode devait répondre à un certain nombre de critères résumés en six points ci-après: (1) elle doit être sensible afin de pouvoir dépister la quasi-totalité des sujets malades au sein d'une population et ne donner que peu de résultats faussement négatifs chez les bilharziens ; (2) elle doit être spécifique afin de ne dépister que des vrais malades, et ne pas donner de réactions faussement positives chez les sujets non bilharziens ; (3) elle doit être applicable aux grandes séries ; (4) elle doit être de manipulation simple et rapide, pouvant donner des résultats immédiats sur le terrain ; (5) elle doit être moins coûteuse et accessible à tous les laboratoires de diagnostic ; (6) elle doit enfin rendre compte de l'intensité de l'infection et du stade évolutif de la maladie (Sellin & Boudin, 1981). Malheureusement, il n'existe, à l'heure actuelle, aucune technique de diagnostic répondant à tous ces critères. Le volet recherche abordera les différentes prospections et expérimentations pouvant conduire à l'inventaire malacologique complet, les identifications biologiques (infectivité, compatibilité, susceptibilité, identification des principaux vecteurs), écologique (description des biotopes, conditions physico-chimiques, étude de la dynamique, l'étude des différentes interactions) et moléculaire (carte phylogénétique) des parasites ainsi que de leurs mollusques hôtes intermédiaires. Le volet information et éducation sanitaires doit être adapté selon la nature de chaque site de transmission. Ce dernier volet développera le système d'information et de sensibilisation surtout au niveau des populations cibles des zones à risques afin de limiter voire éradiquer les cas de réinfection remarqués par différents auteurs dans plusieurs pays, notamment en Côte d'Ivoire (N'Goran *et al.*, 2001).

*CHAPITRE 2 : LE BENIN : MILIEU PHYSIQUE ET FOYERS  
PROSPECTES*

## I. MILIEU PHYSIQUE ; LE BENIN

Le Bénin forme, avec le Togo, le couloir dahoméen caractérisé par des paramètres liés au climat, au relief, au sol et à la végétation.

### A. Situation géographique

La République du Bénin (Ex République du Dahomey avant 1975), est entièrement située au sud de l'Afrique de l'ouest ou Afrique Occidentale dans la zone intertropicale entre les parallèles 6°30' et 12°30' de latitude nord d'une part et les méridiens 1° et 3°50' de longitude est d'autre part. Elle est limitée à l'ouest par le Togo, au nord-ouest par le Burkina-Faso, au nord par le Niger, à l'est par le Nigéria et au sud par l'Océan Atlantique dans le Golfe de Guinée ou encore Golfe du Bénin. Sa superficie est de 112.622 km<sup>2</sup> et s'étend sur un axe nord-sud d'environ 670 km. Le Bénin a une population totale de 6.769.914 d'habitants répartis sur 12 départements comme suit : Alibori : 521.093, Atacora : 549.417, Atlantique : 801.683, Borgou : 724.171, Collines : 535.923, Couffo : 524.589, Donga : 350.062, Littoral : 665.100, Mono : 360.037, Ouémé : 730.772, Plateau : 81.497 et Zou : 599.954 habitants (INSAE, RGPH-3, 2002) (Figure 11).

### B. Les données climatiques (Figure 12)

En raison de sa situation géographique intertropicale, le climat du Bénin est de type tropical continental vers le nord avec un passage progressif à un climat subéquatorial humide au Sud. On détermine un rythme de précipitation et des variations climatiques en raison des déplacements du Front Intertropical (F.I.T) ou front de mousson, de l'allongement du pays en latitude et de la présence de la chaîne de montagne située au nord-ouest dans le Département de l'Atacora. Malgré les perturbations dans la durée des saisons, la quantité et la répartition des pluies, on peut distinguer 4 régions climatiques d'après Kolawolé & Boko (1993), CBDD-MEHU (1998). Ainsi du nord au sud nous avons :

- une région soudanienne semi-aride au nord avec des pluies variant de 900 mm à 1100 mm. L'amplitude thermique est assez forte (5 à 10°C). La température moyenne annuelle y est de 29°C et l'humidité relative de 58%. Le climat est tropical sec (Région 4).

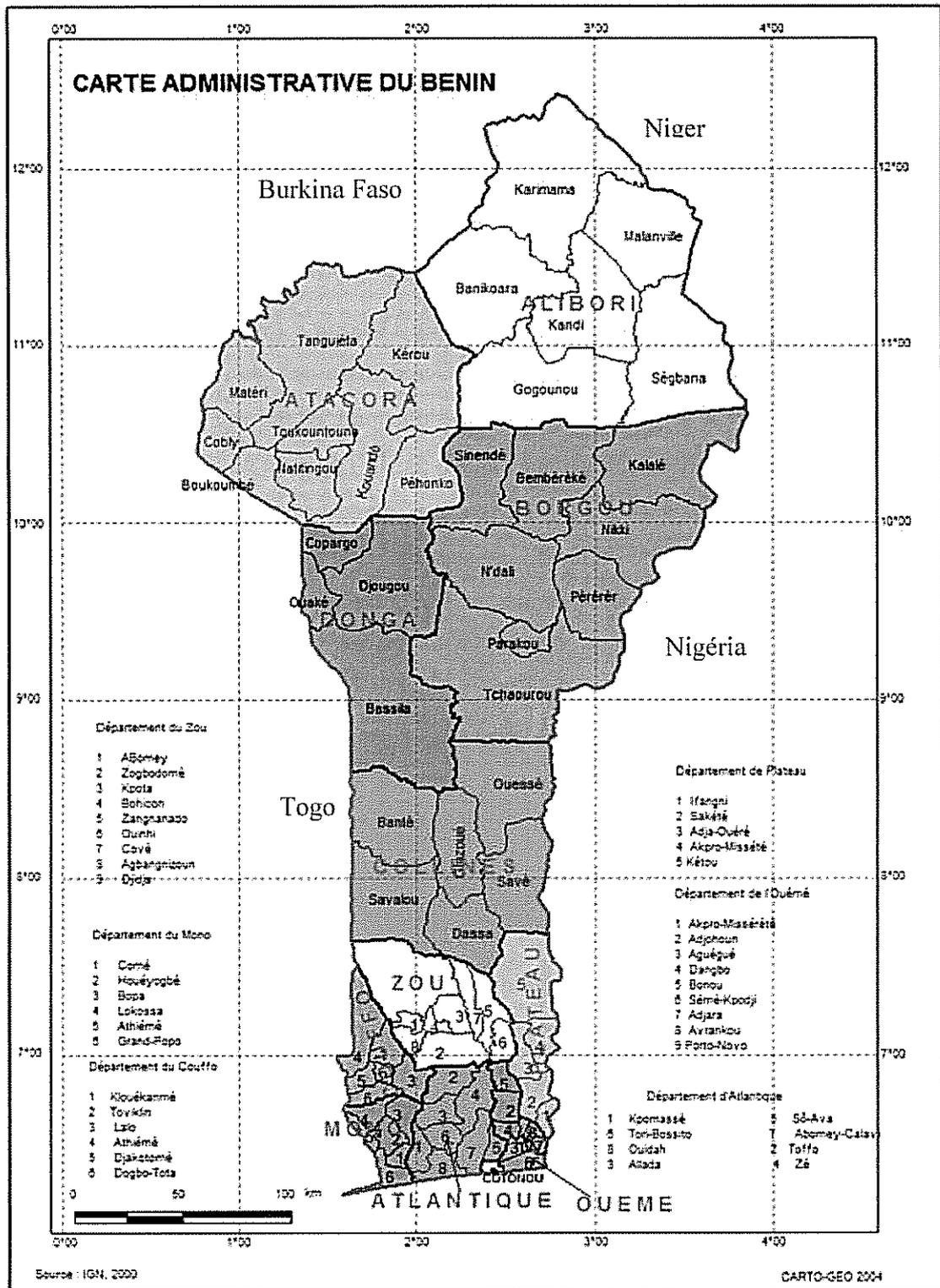


Figure 11 : Carte de la division administrative du Bénin

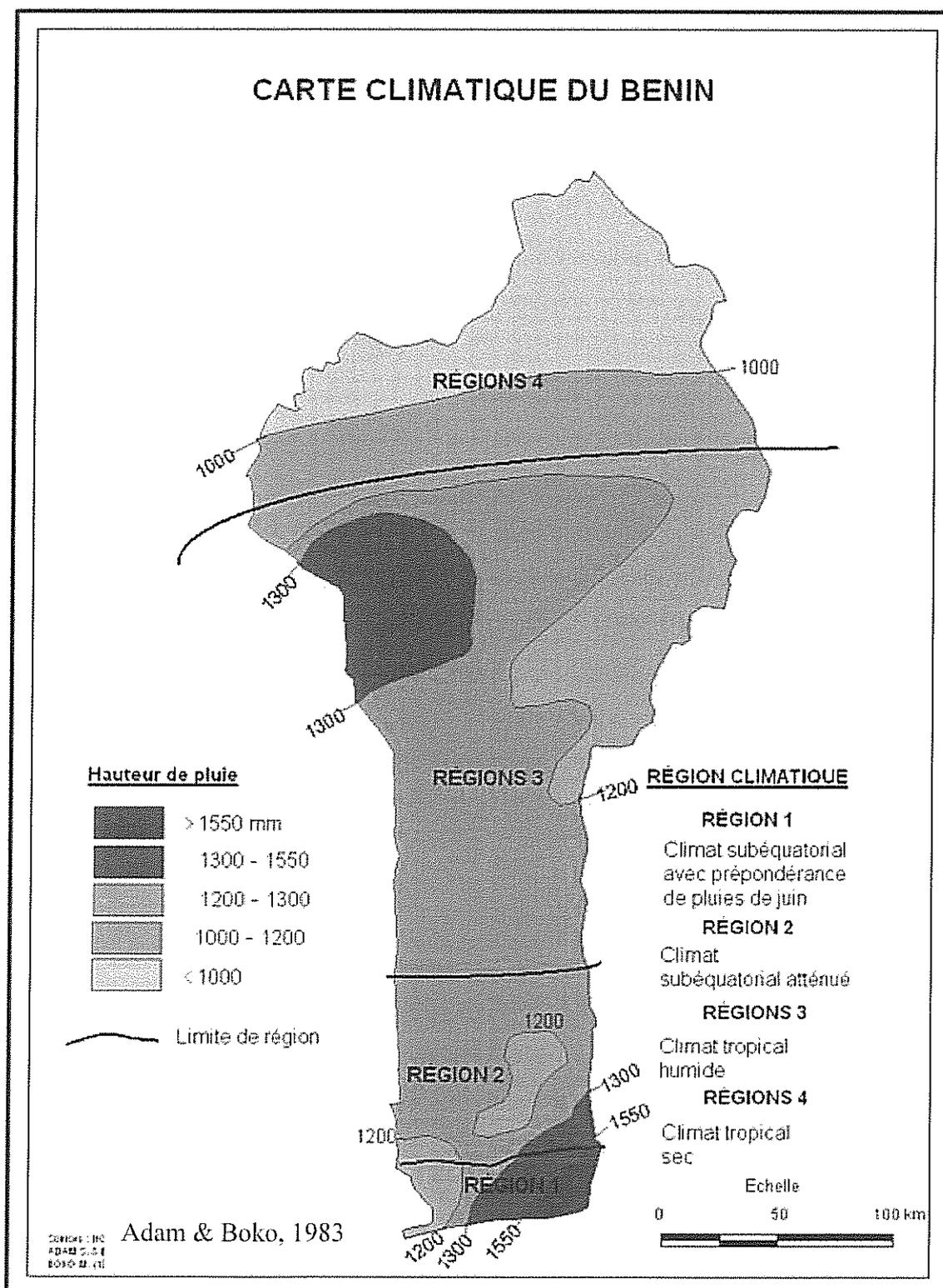


Figure 12 : Carte climatique du Bénin

- une région soudanienne presque semblable à la première mais avec des pluies plus abondantes. Le climat est tropical humide. La partie nord-ouest de cette région est particulièrement très humide (pluviosité annuelle supérieure à 1300 mm) avec une saison d'abondante pluie (mai à octobre) à laquelle succède une saison sèche (novembre à avril). Elle est considérée comme le château d'eau à cause de la présence de la chaîne montagneuse de l'Atacora d'où partent les grands cours d'eau du pays (Région 3).
- une zone soudano-guinéenne avec un climat subéquatorial atténué qui va du centre de la transversale de Savè au 9<sup>ème</sup> parallèle nord avec une grande saison des pluies (mai-octobre) et une grande saison sèche (novembre-avril). On observe dans cette zone une amplitude thermique relativement élevée avec une température moyenne annuelle de 28°C, une pluviosité moyenne annuelle oscillant entre 1000 et 1200 mm et une humidité relative de 60% (Région 2).
- une zone subéquatoriale au niveau de la côte avec deux saisons de pluies (mars à juin-juillet et septembre à novembre) et deux saisons sèches alternées (août-septembre et décembre-février). La pluviosité annuelle varie de façon croissante d'ouest en est de 950 mm à 1400 mm. La température moyenne annuelle est d'environ 27°C. Cette zone a une hygrométrie élevée supérieure à 75% presque toute l'année à cause de la présence de l'océan Atlantique (exceptée la période de l'harmattan de novembre, décembre et janvier). Le climat est du type subéquatorial avec prédominance de pluies de juin (Région 1).

### *C. L'Hydrographie (Figure 13)*

La République du Bénin bénéficie d'un vaste réseau hydrographique constitué de fleuves, lacs, lagunes, de retenues d'eau (barrages hydroélectriques, hydroagricoles et agropastoraux) et des zones temporairement inondables ou marécages. Ces plans d'eau appartiennent à deux grands bassins, le bassin du Niger et le bassin côtier. Nous donnons quelques descriptions ci-après.

#### *1. Les fleuves et cours d'eau*

En tenant compte du sens étymologique du fleuve, trois fleuves parcourent le Bénin (et la Pendjari). Il s'agit du fleuve Niger, de l'Ouémé et du Mono ; le reste des cours d'eau étant les affluents. La plupart de ces cours d'eau prennent leur source au niveau de la chaîne de

l'Atacora. En dehors de la Pendjari considéré comme un affluent du fleuve Oti au Togo, les autres cours d'eau du bassin nord du Bénin ont pour embouchure le fleuve Niger et ceux du bassin sud, l'Océan Atlantique.

### *1.1. Les cours d'eau du bassin nord*

Il s'agit du fleuve Niger et ses affluents et de la pendjari.

*a. Le fleuve Niger* : situé au nord et nord-est, le fleuve Niger est l'un des plus grand fleuve en Afrique. Il sert de frontière entre la République du Bénin et celle du Niger sur une longueur d'environ 135 km. Les rivières du bassin nord sont constituées par le Mékrou, long de 410 km, l'Alibori, long de 338 km et la Sota, avec 250 km qui forment des affluents du fleuve Niger.

*b. La Pendjari* : long de 380 km, la Pendjari est une rivière qui a un débit relativement faible et irrégulier. Elle coule vers le nord-nord-ouest, se dirige après vers le sud-ouest au Togo où elle prend le nom Loti avant de se jeter dans le fleuve Volta au Ghana.

### *1.2. Les cours d'eau du bassin côtier*

Il s'agit de l'Ouémé, du Couffo et du Mono, l'Okpara et le Zou étant les affluents de l'Ouémé.

*a. L'Ouémé* : avec une longueur de 510 km, il représente le plus long fleuve de la République du Bénin. Il prend sa source dans l'Atacora et coule vers le Sud. Il se disperse en défluent, dans un vaste delta intérieur avant de se jeter dans le lac Nokoué et la lagune de Porto-Novo qui lui sert de relais vers l'Océan Atlantique. Ses principaux affluents sont l'Okpara et le Zou. L'Okpara est long de 200 km et sert de frontière avec le Nigéria sur une distance de 100 km environ. Il constitue le plus grand affluent de l'Ouémé. Le Zou a une longueur de 150 km et représente le deuxième affluent de l'Ouémé.

*b. Le Couffo* : Il a une longueur de 190 km, il prend sa source à 240 mètres d'altitude au Togo dans le mont Djami et se jette dans le lac Ahémé au Bénin.

*c. Le Mono* : c'est un fleuve long de 500 km et commun au Bénin et au Togo sur environ 100 km. Il prend sa source dans les monts d'Alédjo au Bénin et se jette dans la lagune de Grand-Popo qui lui sert de relais vers la mer.

## 2. Les lacs et lagunes (Figure 13)

Les lacs et les lagunes sont observés dans la partie méridionale du Bénin. Ils constituent des relais pour la plupart des fleuves et rivières (Ouémé, Okpara, Zou, Sô) et marquent les écosystèmes du bassin côtier. On distingue :

2.1. *Le lac Nokoué* : avec une superficie de 150 km<sup>2</sup>, il est situé au sud-est du Bénin et fonctionne comme un exutoire naturel au complexe fluvial Ouémé-Sô par le chenal de Cotonou.

2.2. *Le lac Ahémé* : il est long de 24 km et couvre une superficie de 78 km<sup>2</sup>. Il reçoit les eaux douces des fleuves Couffo et Mono. Il est en contact avec la mer par le chenal Aho via le complexe lagunaire des « Bouches du Roi ». Il est situé dans le sud-ouest du Bénin.

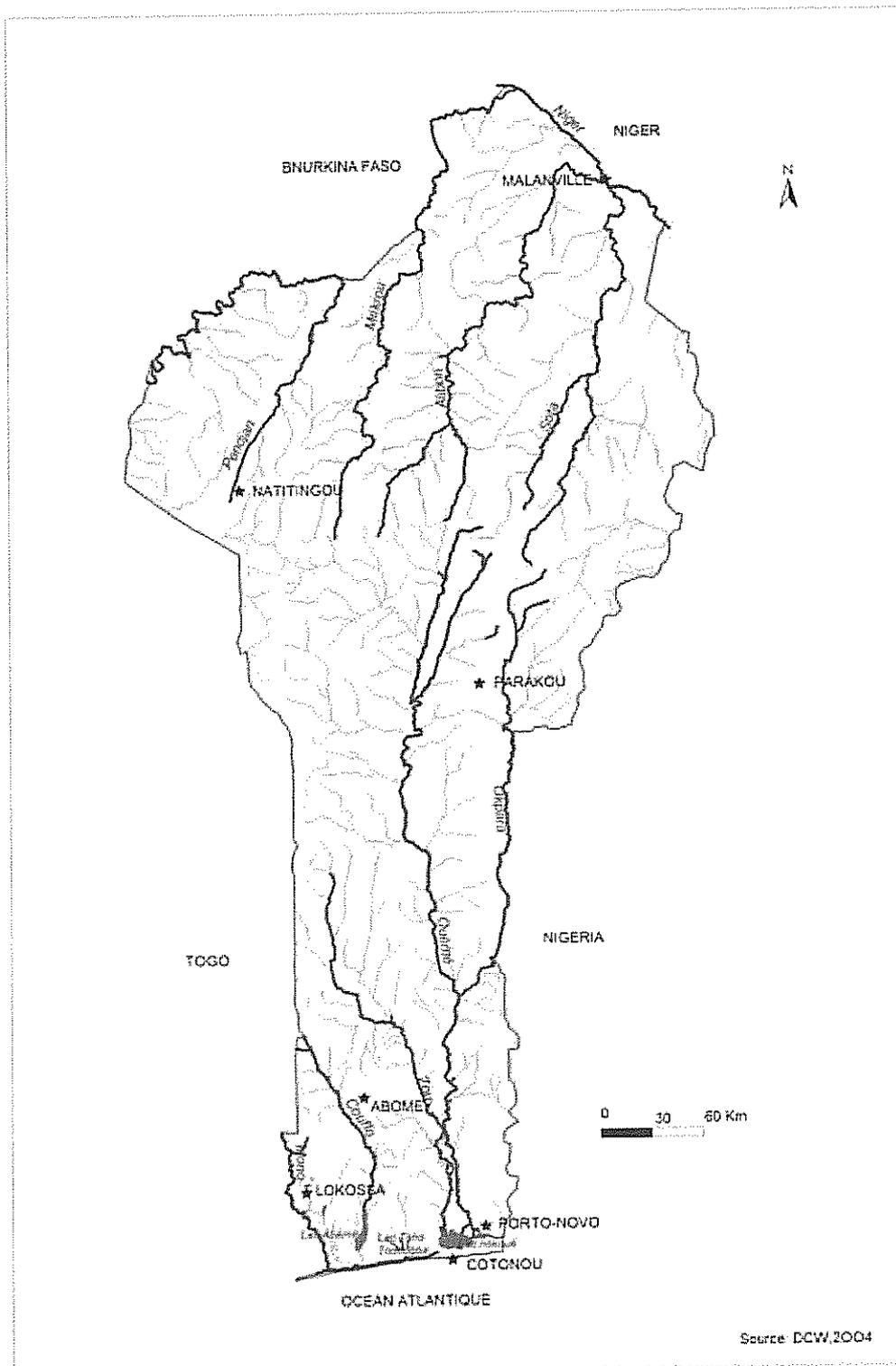
2.3. *Le lac Tofo* : c'est un lac de petite taille situé à Azonlissè, plus à l'Ouest du lac Ahémé dans le Département du Mono.

2.4. *Le lac Tofo-Todougba* : c'est un prolongement vers l'ouest du lac Nokoué situé dans la commune de Ouidah. Il est en doigt de gang.

2.5. *La lagune de Porto-Novo* : elle est d'environ 35 km<sup>2</sup> de superficie, on la trouve à Porto-Novo au sud-est du Bénin. Elle fonctionne, tout comme le lac Nokoué, comme un exutoire naturel au complexe fluvial Ouémé-Sô par le chenal de Badagry au Nigéria.

## 3. Les barrages hydroélectriques

Le Bénin dispose en commun avec le Togo d'un barrage hydroélectrique construit sur le fleuve Mono dans la partie togolaise. Il s'agit du barrage de Nangbéto. Ce barrage est construit en 1987 et a un versant couvrant une superficie de 15.000 km<sup>2</sup>.



**Figure 13 :** Principaux cours d'eau du réseau hydrographique du Bénin. (Digital Chart of the World (DCW). 2004. Produit de l'«Environmental Systems Research Institut, Inc. (ESRI)», *Source: <http://www.maproom.psu.edu/dcw>*)

#### 4. Les retenues d'eau agropastorales et hydroagricoles

Ces écosystèmes sont plus fréquents dans la partie septentrionale du pays à cause des activités agricoles et pastorales importantes dans cette zone. Ils sont remarquables à partir de la latitude de Savè et Savalou le long des voies inter états Cotonou-Niger, Dassa-Burkina.

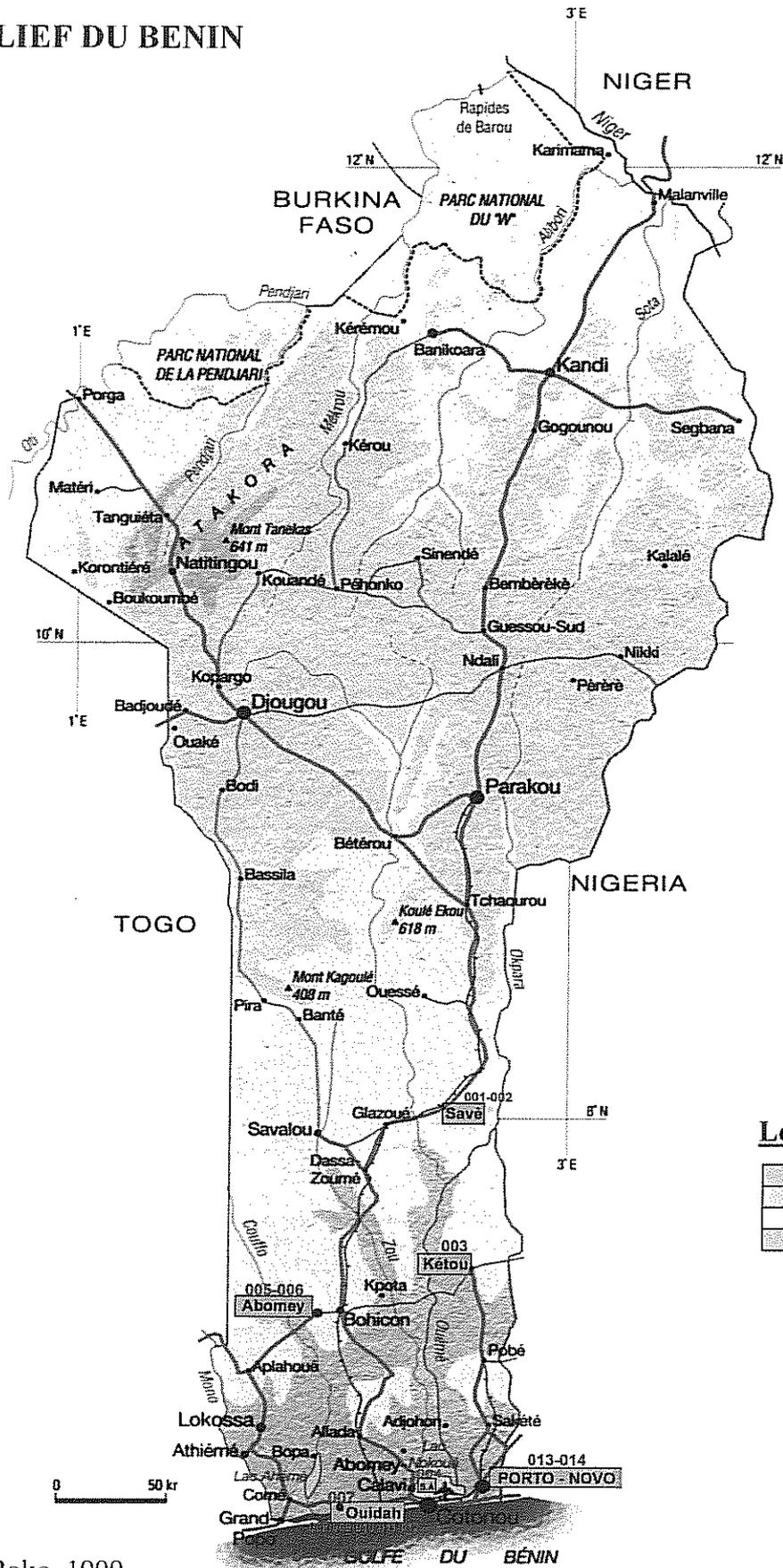
#### D. Relief et végétation (Figure 14)

Le Bénin comprend cinq régions naturelles qui se distinguent par leur relief, leur végétation, leur agriculture et la nature de leur sol (Boko, 1999).

- Au nord-ouest, on distingue la chaîne de l'Atacora haute de 800 m et ses vallées profondes et bien arrosées favorisant la persistance de la forêt sèche ou mésophile. Le sol est formé d'un substrat de schiste et de quartz.
- Au nord-est, on distingue un système de plaines du Niger constituées de vastes étendues silico-argileuses fertiles favorables à la culture de céréales.
- Des contreforts de la chaîne de l'Atacora jusqu'à la latitude d'Abomey au centre, on distingue un plateau silico-argileux à gneiss et granite où partent certains bras du fleuve Ouémé et de son affluent Okpara. La végétation est essentiellement formée de savane arborée aussi en dégradation par la culture de l'arachide, des tubercules (manioc, igname, pomme de terre, patate douce) et surtout du coton.
- Au sud de cette zone, nous avons le plateau d'Allada formé de terre de barre riche en argile et en minerais de fer. Il s'agit d'un sol latéritique riche où la savane arborée en disparition (effet anthropique) fait place à la palmeraie, à la culture d'ananas et de plantes vivrières. Le plateau d'Allada englobe tout le sud du pays jusqu'à la latitude d'Abomey.
- Au sud s'étend une lagune côtière longue de 65 km de Agoué à Togbin et l'océan Atlantique isolent un cordon du littoral subactuel de nature sédimentaire et fertile, favorable au développement de la forêt dense équato-guinéenne et à la culture du palmier à huile et du cocotier. La présence de la lagune côtière, subdivisée en plusieurs méandres soumis à l'influence marine offre un paysage de mangrove.

Ces différents éléments morpho-climatiques et fluviaux participent à la formation et à l'entretien des écosystèmes biodiversifiés en l'occurrence un milieu favorable au développement de la faune en général et des mollusques hôtes intermédiaires des schistosomes en particulier.

# RELIEF DU BENIN



### Légende

[Dark shading]	600 m
[Medium-dark shading]	500 m
[Medium-light shading]	400 m
[Light shading]	100 m

0 50 km

Source : Boko, 1999

Figure 14 : Carte du relief du Bénin (Boko, 1999)

## *II. Les foyers et sites prospectés*

Avant de faire le point des milieux prospectés, il nous paraît nécessaire de préciser le sens que nous donnons à quelques termes (site, site naturel permanent, site naturel inondable, plan d'eau aménagé, point d'eau artificiel, foyer) utilisés dans cette thèse.

### *A. Définitions*

\* Site : c'est une partie d'un biotope aquatique ou semi aquatique où l'eau est présente au moins dans une période de l'année.

\* Site naturel permanent : il est situé sur la rive et zone humide qui borde les fleuves ou leurs affluents, les lagunes, les lacs, les rivières, les mares permanentes et les marécages. La caractéristique du site est la présence de l'eau toute l'année.  
Exemple : le site de Ganvié dans le foyer de Sô-Ava (Figure 15).



**Figure 15** : Exemple d'un site naturel permanent (site de Ganvié dans le foyer de Sô-Ava)

\* Site naturel inondable : le site ou zone naturellement inondable est un endroit plus ou moins asséchant selon les périodes de l'année et parfois d'accès difficile avec un sol hydromorphe, sablo-argileux ou vaseux, glissant ou mouvant.

Exemple : Site naturel inondable de Sô-Tchanhoué dans le foyer de Sô-Ava (Figure 16).



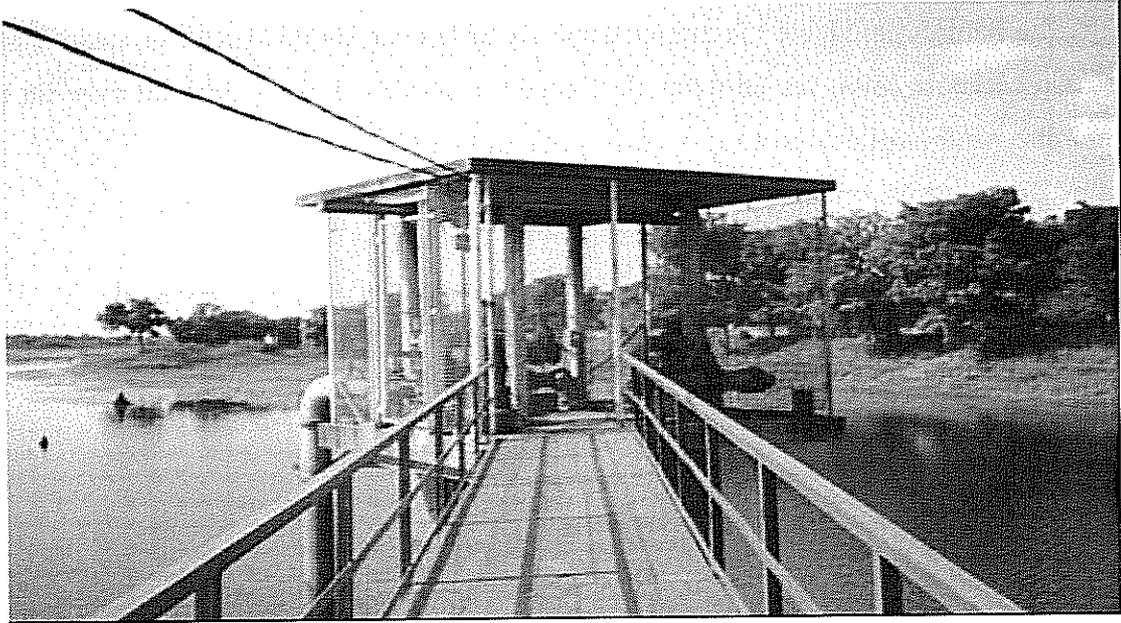
**Figure 16** : Exemple d'un site naturel inondable (Site de Sô-Tchanhoué dans le foyer de Sô-Ava)

\* Plans d'eau aménagés : Ce sont des retenues d'eau aménagées dans le lit de différents fleuves ou rivières et qui collectent les eaux de pluies. L'eau y est présente presque toute l'année.

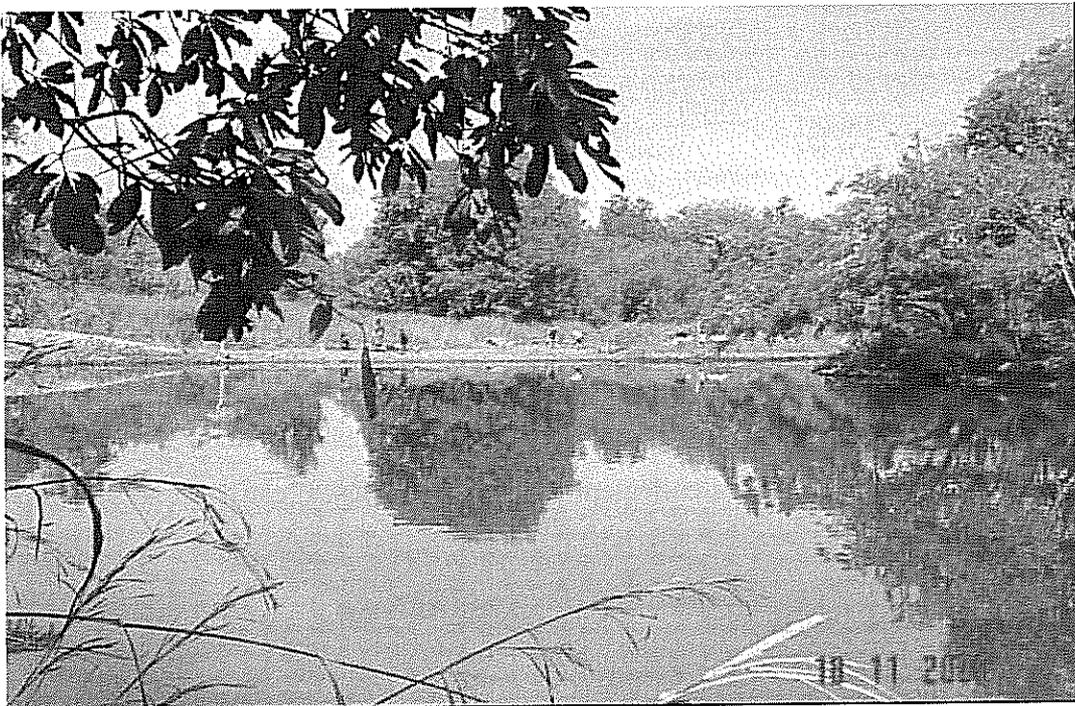
Exemple : Site du barrage Okpara à Parakou (Figure 17).

\* Points d'eau artificiels : Ils sont constitués des retenues d'eau hydroagricoles et agropastorales situées le plus souvent en bordures des pistes rurales ou des routes bitumées. Ils sont alimentés par les eaux de ruissellement ou l'eau des rivières avoisinantes en période de crue. L'assèchement de l'eau pendant une bonne période de l'année distingue ces sites des précédents.

Exemple : le site de Doh (Figure 18).



**Figure 17 :** Exemple d'un plan d'eau aménagé (Site du barrage Okpara de Parakou)



**Figure 18 :** Exemple d'un point d'eau artificiel (Site de Doh)

\* Foyer : nous appellerons foyer une zone de taille variable contenant un ou plusieurs sites de mêmes caractéristiques écologiques ou de caractéristiques différentes proche d'un ou de plusieurs villages. Un foyer peut ne contenir qu'un site et c'est souvent le cas.

## *B. Répartition géographique des sites*

Nous avons prospecté au total 35 sites regroupés dans 26 foyers au niveau de 9 départements (Atacora, Borgou, Collines, Zou, Mono, Plateau, Atlantique, Ouémé et Littoral) du Bénin. Le choix des foyers a tenu compte des différents travaux antérieurs portant sur des parasitoses en général et sur l'épidémiologie de la schistosomose humaine en particulier. Les foyers non encore signalés et découverts au cours de nos enquêtes ont également fait parti de notre prospection. Le caractère principal du choix des foyers étant la présence de l'eau pendant au moins une période de l'année. Les foyers et sites prospectés peuvent être répartis selon les critères suivants : répartition administrative et positions géographiques, répartition climatique, répartition typologique et répartition hypsométrique.

### *1. Répartition administrative et positions géographiques*

La répartition des foyers et des sites en fonction du département et les positions géographiques sont représentées par le tableau 4. Le département le plus représenté est le Zou avec 9 foyers constitués de 9 sites, les moyennement représentés sont les départements de l'Atacora, du Borgou et le Mono avec respectivement 3, 3 et 4 foyers qui constituent en même temps les sites et les départements les plus faiblement représentés sont le Zou, le Plateau, l'Atlantique, l'Ouémé et le Littoral avec 2, 1, 2, 1, 1 foyers respectivement. Il est à signaler, par ailleurs, que c'est au niveau des quatre derniers départements (Plateau, Atlantique, Ouémé et Littoral) que plusieurs sites ont été choisis dans un foyer.

### *2. Répartition climatique*

La répartition géographique des différents foyers prospectés est représentée dans le tableau 5. Excepté le département la zone climatique tropical sec où seulement deux foyers/sites sont choisis, les autres sites sont presque uniformément répartis dans les trois zones climatiques à raison de 13, 9 et 11 du nord au sud.

**Tableau 4:** Répartition administrative et positions géographiques des foyers et sites.

ASECNA : Agence pour la Sécurité de la Navigation Aérienne en Afrique

Département	Foyer		Site		Position géographique	
	N	Désignation	N	Désignation	Longitude	latitude
Atacora	3	Tanongou	3	Tanongou	1°12'E	10°22'N
		Natitingou		Natitingou	1°23'E	10°18'N
		Doh		Doh	1°55'E	10°20'N
Borgou	3	Parakou ville	3	Parakou ville	2°37'E	9°20'N
		Bakaa		Bakaa	2°49'E	9°16'N
		Barrage Okpara		Barrage Okpara	2°52'E	9°14'N
Collines	9	Kokoro	9	Kokoro	2°37'E	8°24'N
		Alafia		Alafia	2°38'E	8°12'N
		Savè Afami		Savè Afami	2°29'E	8°02'N
		Savè Gbéré		Savè gbéré	2°35'E	8°02'N
		Savè Okpara		Savè Okpara	2°42'E	8°01'N
		Savè Ouémé		Savè Ouémé	2°22'E	8°00'N
		Glazoué		Glazoué	2°14'E	7°58'N
		Savalou pont		Savalou pont	1°58'E	7°55'N
		Savalou loukodji		Savalou loukodji	1°53'E	7°43'N
Zou	2	Sèhouè lac Hlan	2	Sèhouè lac Hlan	2°20'E	6°56'N
		Sèhouè pont		Sèhouè pont	2°16'E	6°55'N
Plateau	1	Pobè	3	Odo yigui	2°39'E	7°01'N
				Odo tchinimbolè	2°40'E	6°59'N
				Odo Itchi	2°39'E	6°57'N
Mono	4	Azonlissè (Lac Toho)	4	Azonlissè (Lac Toho)	1°47'E	6°37'N
		Kpinnou (pont)		Kpinnou (pont)	1°46'E	6°35'N
		Sè 1(Lac Dhati)		Sè 1(Lac Dhati)	1°42'E	6°42'N
		Sè 2 (Lac Wozo)		Sè 2 (Lac Wozo)	1°43'E	6°40'N
Atlantique	2	Pahou	6	Lac Toho-Todougba	2°12'E	6°23'N
				Pahou (carrière de sable 1)	2°11'E	6°23'N
				Pahou (carrière de sable 2)	2°13'E	6°23'N
				Sô-Ava	2°24'E	6°30'N
				Ganvié	2°24'E	6°28'N
Sô-Tchanhoué	2°26'E	6°28'N				
Ouémé	1	Porto-Novo	3	Acron	2°42'E	6°27'N
				Djassin	2°40'E	6°27'N
				Tchivié	2°38'E	6°28'N
Littoral	1	Cotonou	2	ASECNA (jardin)	2°23'E	6°21'N
				Plage	2°27'E	6°21'N

### 3. Répartition *typologique*

Typologiquement, les foyers ou sites prospectés peuvent être répartis en quatre types caractéristiques (sites naturels permanents, sites naturellement inondables, sites aménagés permanents et points d'eau artificiels temporaires comme récapitulé dans le tableau 6. Il faut remarquer que les sites de typologies différentes sont parfois regroupés dans un même foyer. Le facteur de regroupement est lié ici à la proximité de sites les uns par rapport aux autres. C'est le cas du foyer de Pobè avec trois sites de différentes typologies. La même remarque est

observée au niveau du foyer de Sô-Ava et de celui Porto-Novo où trois sites par foyer ont deux typologies différentes.

**Tableau 5** : Répartition climatique des foyers et sites

Climat climatique)	(Région	Foyer		Site	
		Nombre	Désignation	Nombre	Désignation
Tropical sec (Région 4)		2	Tanongou Natitingou	2	Tanongou Natitingou
Tropical humide (Région 3)		13	Doh Parakou ville Bakaa Barrage Okpara Kokoro Alafia Savè Afami Savè Gbéré Savè Okpara Savè Ouémé Glazoué Savalou pont Savalou loukodji	13	Doh Parakou ville Bakaa Barrage Okpara Kokoro Alafia Afami Savè Gbéré Savè Okpara Savè Ouémé Glazoué Savalou pont Savalou loukodji
Subéquatorial atténué (Région 2)		7	Sèhouè lac Hlan Sèhouè pont Pobè  Azonlissé (Lac Toho) Kpinnou (pont) Sè 1(Lac Dhati) Sè 2 (Lac Wozo)	9	Sèhouè lac Hlan Sèhouè pont Odo yigui Odo tchinimbolè Odo Itchi Azonlissé (Lac Toho) Kpinnou (pont) Sè 1(Lac Dhati) Sè 2 (Lac Wozo)
Subéquatorial (Région 1)		4	Pahou  Sô-Ava  Porto-Novo  Cotonou	11	Lac Toho-Todougba Pahou (carrière de sable 1) Pahou (carrière de sable 2) Sô-Ava Gavier Sô-Tchanhoué Acron Djassin Tchivié Asecna (jardin) Plage

#### 4. Répartition hypsométrique

Au niveau du relief, les foyers et/ou sites sont répartis comme représenté dans le tableau 7. La majorité de sites se retrouve dans la zone de moyenne (400m) et basse (100m) altitude.

**Tableau 6** : Répartition typologique des foyers et sites

Typologie de biotope		Foyer		Site	
		Nombre	Désignation	Nombre	Désignation
Site permanent	naturel	8	Tanongou	10	Tanongou
			Savè Okpara		Savè Okpara
			Savè Ouémé		Savè Ouémé
			Sèhoué lac Hlan		Sèhoué lac Hlan
			Azonlissè (Lac Toho)		Azonlissè (Lac Toho)
			Sè 1 (Lac Dhati)		Sè 1 (Lac Dhati)
			Sè 2 (Lac Wozo)		Sè 2 (Lac Wozo)
			Sô-Ava		Sô-Ava
			Ganvié		Toho-Todougba
Site inondable	naturellement	4	Bakaa	5	Bakaa
			Pobè		Odo yigui
			Porto-Novo		Acron
			Sô-Ava		Djassin
			Sô-Tchanhoué		
Plan d'eau aménagé		7	Barrage Okpara	7	Barrage Okpara
			Kokoro		Kokoro
			Savè Afami		Savè afami
			Savalou loukpodji		Savalou loukpodji
			Kpinnou		Kpinnou
			Pobè		Odo Itchi
			Porto-Novo		Tchivié
Point d'eau artificiel		12	Natitingou	14	Natitingou
			Doh		Doh
			Parakou ville		Parakou ville
			Kokoro		Kokoro
			Alafia		Alafia
			Savè Gbéré		Savè Gbéré
			Glazoué		Glazoué
			Savalou pont		Savalou pont
			Sèhoué pont		Sèhoué pont
			Pobè		Odo Tchimbolè
			Pahou		Carrière sable 1
					Carrière sable 2
					Asecna (jardin)
					Plage

**Tableau 7 : Répartition hypsométrique des foyers et sites**

Altitude (m)	Foyer		Site	
	Nombre	Désignation	Nombre	Désignation
600	2	Tanongou Natitingou	2	Tanongou Natitingou
500	4	Doh Parakou ville Bakaa Barrage Okpara	4	Doh Parakou ville Bakaa Barrage Okpara
400	12	Kokoro Alafia Savè Afami Savè Gbéré Savè Okpara Savè Ouémé Glazoué Savalou pont Savalou loukodji Sèhouè lac Hlan Sèhouè pont Pobè	14	Kokoro Alafia Afami Savè Gbéré Savè Okpara Savè Ouémé Glazoué Savalou pont Savalou loukodji Sèhouè lac Hlan Sèhouè pont Odo yigui Odo tchinimbolè Odo Itchi
100	8	Azonlissè (Lac Toho) Kpinnou (pont) Sè 1(Lac Dhati) Sè 2 (Lac Wozo) Pahou  Sô-Ava  Porto-Novo  Cotonou	15	Azonlissè (Lac Toho) Kpinnou (pont) Sè 1(Lac Dhati) Sè 2 (Lac Wozo) Lac Toho-Todougba Pahou (carrière de sable 1) Pahou (carrière de sable 2) Sô-Ava Ganvié Sô-Tchanhoué Acron Djassin Tchivié Asecna (jardin) Plage

La figure 19 représente la position géographique des différents sites prospectés en fonction de leur typologie.

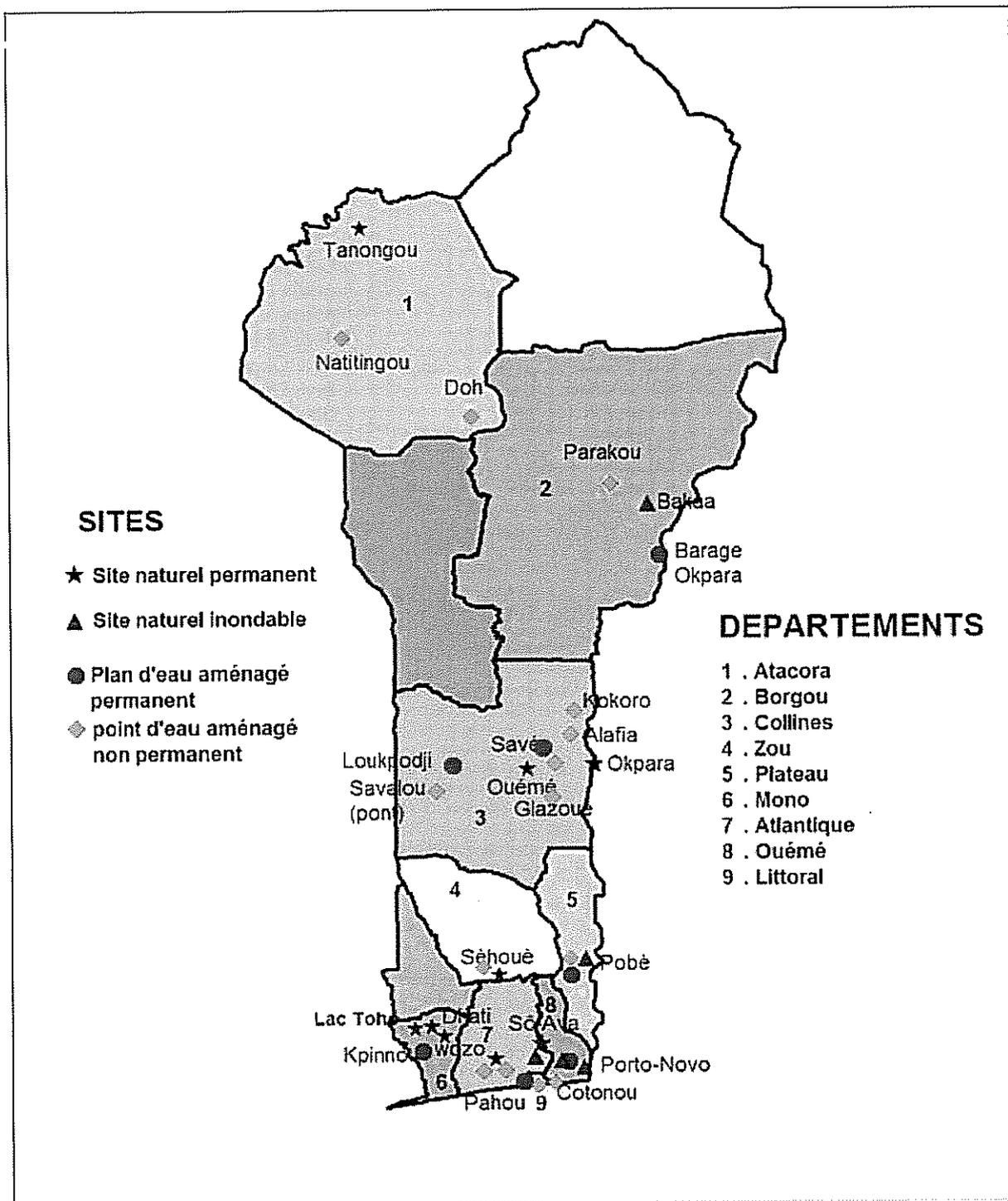


Figure 19 : Position géographique des différents sites/foyers de prospection en fonction des typologies

*CHAPITRE 3 : EPIDEMIOLOGIE ET DYNAMIQUE DES  
POPULATIONS DE MOLLUSQUES DANS  
QUELQUES FOYERS A SCHISTOSOMES AU  
BENIN*

## INTRODUCTION

En Afrique de l'ouest, les études épidémiologiques ont révélé la présence de six espèces de schistosomes qui infestent les humains et les animaux domestiques et d'élevages. Par ordre décroissant de leur endémicité, il s'agit successivement de *S. haematobium*, *S. mansoni*, *S. guineensis* et *S. intercalatum*, parasites de l'Homme et de *S. bovis* et *S. curassoni* parasites des animaux.

Dans tout l'espace de la Communauté des Etats de l'Afrique de l'Ouest particulièrement, cinq des six espèces y sont présentes ; *S. intercalatum* n'ayant encore fait objet d'aucune mention dans cette zone. La répartition de chaque espèce de schistosome varie en fonction des pays. Parmi les espèces humaines, *S. haematobium* et *S. mansoni* sont les plus largement répandues (signalées dans 14 des 15 pays où se retrouvent les deux espèces). Au niveau animal, l'espèce la plus distribuée est *S. bovis* (présente dans 11 pays). Par ailleurs, sur le plan malacologique, huit espèces de mollusques potentiellement vecteurs de ces parasitoses sont signalées dans toute la zone : *B. forskalii*, *B. globosus*, *B. senegalensis*, *B. truncatus*, *B. umbilicatus* pour les schistosomes du groupe *S. haematobium*, *B. pfeifferi* et *B. sudanica* pour *S. mansoni* et *I. exustus*, vecteur des schistosomes du groupe *S. indicum*, jamais encore signalés en Afrique.

Au Bénin, les études épidémiologiques antérieures ont révélé la présence de deux des trois formes humaines de schistosomoses endémiques de l'espace CEDEAO. Il s'agit de la schistosomose à *S. haematobium* et de la schistosomose à *S. mansoni*. La répartition ainsi que les prévalences de ces parasitoses varient en fonction de l'espèce et des zones d'endémicité (voir chapitre précédent). Chippaux *et al.* (1990) et Garba *et al.* (2000) avaient situé la prévalence moyenne de *S. haematobium* entre 4% et 60% et celle de *S. mansoni* entre 3,9% et 13,4%. Aucune mention n'a encore été faite, sur la troisième forme humaine ainsi que sur les autres espèces de schistosomes d'intérêt vétérinaire pourtant présentes en Afrique, dans l'espace CEDEAO et mieux, dans les pays limitrophes du Bénin. Les études malacologiques réalisées n'ont révélé que la présence de quatre des huit espèces de mollusques potentiels vecteurs des schistosomoses dans l'espace économique: *B. forskalii*, *B. globosus* et *B. truncatus* pour *S. haematobium* et *B. pfeifferi*, pour *S. mansoni* (Trotobas *et al.*, 1977 ; Flye Sainte-Marie & Sellin, 1978 ; Chippaux *et al.*, 1990).

Notre étude a donc eu plusieurs objectifs. Principalement, il s'est agi d'examiner le statut épidémiologique des foyers à schistosomes dans un double axe parasitologique et

malacologique. Spécifiquement, le but a été (1) d'apprécier l'évolution des deux formes parasitaires signalées dans l'ancien foyer de Toho-Todounga, (2) de répertorier, aussi bien dans les foyers connus que dans les nouveaux, toutes les espèces de schistosomes humaines (d'abord) puis animales (ensuite), et, (3) d'apprécier la diversité de la faune malacologique d'eau douce de façon générale et la diversité des mollusques potentiels vecteurs de schistosomes en particulier.

## *I. Epidémiologie des schistosomes chez l'Homme*

Les schistosomoses humaines sont largement réparties dans l'espace ouest africain. Des six espèces signalées dans cette zone ouest africaine, deux espèces seulement ont été signalées chez l'Homme au Bénin. Il s'agit de *S. haematobium* et de *S. mansoni*. Or, de part sa situation géographique et la diversité en mollusques potentiellement vecteurs, le Bénin présente non seulement les caractéristiques favorables au maintien des deux formes humaines signalées mais également des caractéristiques favorables à l'introduction d'autres formes de schistosomes présentes dans les pays plus ou moins proches. En effet, sur le plan humain, *S. haematobium* et *S. mansoni* ont été déjà diagnostiqués par les travaux antérieurs, *S. guineensis*, signalé dans les pays voisins, a son hôte intermédiaire *B. forskalii* signalé au Bénin. De même, *B. globosus*, potentiel vecteur de *S. intercalatum* présent au Cameroun, se retrouve au Bénin. La question que l'on peut se poser est de savoir quelles sont les différentes formes humaines de schistosomoses existant au Bénin ?

### *A. Protocole expérimental*

L'étude épidémiologique de la schistosomose au niveau humain a été abordée concomitamment avec l'extraction des différentes souches de schistosomes observées. Le test parasitologique utilisé est adapté à l'espèce de parasite recherchée.

Le protocole expérimental est constitué de trois parties successives à savoir le choix des sites, le choix de l'échantillonnage et les techniques parasitologiques utilisées.

## 1. *Choix des sites*

Le choix des sites est basé sur les travaux antérieurs (*in* Doumenge *et al.*, 1987) et sur les travaux de Chippaux *et al.* (1990) d'une part et sur nos enquêtes personnelles réalisées au niveau des différents centres de santé d'autre part. Deux facteurs ont été déterminants dans le choix des sites prospectés : la présence d'une des formes de schistosome et la présence d'un point d'eau susceptible d'abriter les potentiels mollusques vecteurs. Ainsi, quatre foyers ont été ciblés : le premier, le foyer de Doh avec un site, est situé dans la partie nord-ouest dans le Département de l'Atacora et les trois derniers dans la partie méridionale du pays. Il s'agit du foyer de Kpinnou (un site) dans le sud-ouest, le foyer de Pahou regroupant le lac Toho-Todougba avec cinq villages (Adjara, Dèkouhoué, Hounkandjihoué, Sèmè-Tohokpa et Tchiakpècodji) qui sont des villages avoisinants le lac (Figure 20) et le foyer de Sô-Ava avec deux sites (Ganvier et Sô-Tchanhoué) qui sont des villages lacustres très proches l'un de l'autre situés dans le sud-est.

## 2. *Choix de l'échantillonnage*

Au niveau de chaque foyer et dans chaque site, la phase d'échantillonnage est d'abord précédée d'une petite enquête préférentiellement au niveau de l'école de la localité puis, à défaut d'école, au niveau de la population active. Ainsi, dans les sites de Doh et de Sô-Tchanhoué, notre échantillonnage est réalisé sur les jeunes scolaires. Dans les sites de Kpinnou et de Toho-Todougba, nous avons échantillonné au niveau des pêcheurs. Le facteur principal de sélection est la présence de l'hématurie dans l'urine et/ou les selles. Les personnes ayant été traitées une fois par un antihelminthique (praziquantel) sont exclues de notre échantillon. Notre échantillonnage a été effectué sur 92 individus, soit 92 urines et 89 selles (les selles de trois personnes n'ayant pas été examinées), répartis de la façon suivante : dans le foyer de Doh, prélèvements de 24 élèves de la même classe (CM2 : cours moyen 2) de 10 à 15 ans d'âge (moyenne : 12,5 ans). Dans le foyer de Kpinnou, prélèvement d'urine et des selles d'un pêcheur autochtone du village. Dans le site de Toho-Todougba, prélèvement d'urine sur un échantillon de 38 pêcheurs et de selles sur un échantillon de 35 pêcheurs âgés de 15 à 76 ans (moyenne : 45,5 ans). Dans le foyer de Sô-Tchanhoué, notre échantillon porte sur 29 écoliers de Ganvié et de Sô-Tchanhoué de 5 à 14 ans d'âge (moyenne : 9,5 ans), toutes classes confondues.

### 3. Techniques parasitologiques

Nous avons utilisé deux techniques parasitologiques non classiques mais très fiables. Ces techniques présentent une partie commune avec des particularités selon qu'il s'agit de la manipulation des selles ou de la manipulation des urines. La partie commune est la phase de prélèvement des échantillons. Cette phase consiste à récupérer séparément pour chaque personne les urines et les selles du jour dans deux bocaux plastiques de 150 cm<sup>3</sup> environ. Les prélèvements sont immédiatement complétés par la solution de NaCl à 8,5‰. Cette solution empêche l'éclosion prématurée des œufs. Les prélèvements sont mis sous abris à une température de 18°C environ dans une glacière afin d'éviter tout choc thermique susceptible d'accélérer la décomposition des matières, la destruction des œufs et de provoquer la mort des miracidiums. Les prélèvements sont ensuite transportés au laboratoire pour filtration.

Pour les selles nous avons utilisé la technique développée dans l'UMR 5555 : la phase de filtration suit immédiatement celle du prélèvement. Toute la quantité prélevée (soit 100 à 150 grammes de selles) est filtrée. Chaque selle est diluée dans la solution physiologique de NaCl à 8,5‰. On fait passer le mélange à travers une série de tamis, de diamètre 425 µm, 180 µm, 106 µm et 45 µm et à l'aide d'une pompe à pression contenant de la solution physiologique de NaCl à 8,5‰. Les résidus arrêtés par le dernier tamis (de mailles de diamètre 45µm) sont récupérés dans la solution physiologique dans un cristalliseur. Plusieurs (5 à 10) prélèvements des résidus sont dilués avec la solution physiologique puis examinés à la loupe. L'observation de la forme des œufs confirme le statut parasitologique de l'échantillon et renseigne sur l'espèce de schistosome présente. Toutes les selles subissent ensuite le test d'éclosion. Les résidus sont alors dilués dans de l'eau de puit à température ambiante puis placés sous une source lumineuse. Le double choc, thermique et osmotique provoqué respectivement par le déséquilibre de température et l'eau entraîne l'éclosion des œufs si ceux-ci sont encore vivants. Les miracidiums qui remontent à la surface par le mécanisme de phototactisme positif après l'éclosion des œufs sont alors observés à la loupe ; ce qui nous renseigne sur l'état physiologique des œufs (vivants ou morts) de *S. mansoni* de chaque individu ainsi que sur la prévalence dans le site.

Au niveau des urines, on procède à l'observation de 5 prélèvements du fond du flacon après décantation de celles-ci. Seules les urines positives (présence d'œufs) sont filtrées à l'aide du tamis de plus faible maille (45 µm). Les œufs de *S. haematobium* sont isolés dans la

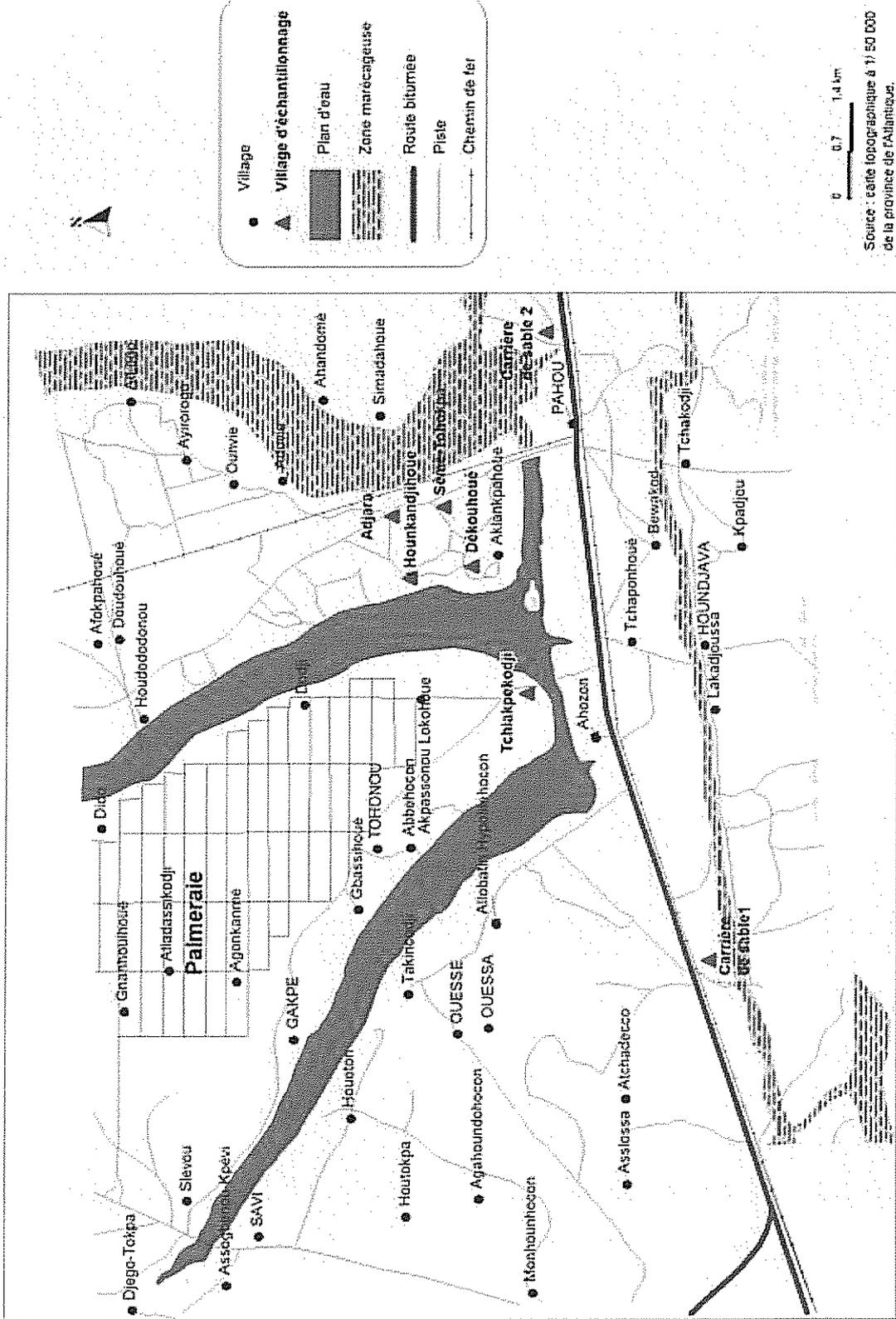


Figure 20 : Carte de l'Arrondissement de Pahou montrant en détail le lac Toho-Todougba

solution physiologique observés puis placés dans un cristalliseur contenant de l'eau de puits comme précédemment décrit.

## B. Résultats

### 1. *Schistosoma haematobium*

*S. haematobium* est présent dans les cinq foyers enquêtés et les résultats des prévalences sont récapitulés dans le tableau 8. On relève les prévalences globales de 95,83%, 100%, 100% et 65,79% respectivement au niveau des foyers de Doh, de Kpinnou, de Toho-Todougba et de Sô-Tchanhoué. Le test Z montre une différence entre la prévalence obtenue au niveau du foyer de Doh et celle obtenue dans le site de Toho-Todougba. La prévalence générale au Bénin est de 84,78% obtenue sur un échantillon de 92 individus provenant des quatre foyers.

### 2. *Schistosoma mansoni*

*S. mansoni* est présent dans deux (Kpinnou et Toho-Todougba) des cinq foyers étudiés. Les résultats sont regroupés dans le tableau 8. *S. mansoni* est présent dans le foyer de Kpinnou avec une prévalence de 100% (01/01) et dans celui de Toho-Todougba avec une prévalence globale de 74,29% (26/35). Le test Z montre que ces prévalences globales de *S. mansoni* au niveau de ces deux foyers ne sont pas significativement différentes entre elles ( $p > 0,05$ ). Au niveau de chacun des deux foyers, la prévalence de *S. haematobium* n'est pas significativement différente de celle de *S. mansoni* ( $p > 0,05$ ). La prévalence générale de *S. mansoni* au Bénin est de 30,34%, soit 27 individus infestés sur 89 échantillonnés.

### 3. Association *S. haematobium* et *S. mansoni*

L'association *S. haematobium* et *S. mansoni* existe dans deux des cinq foyers étudiés (Tableau 8). Il s'agit du foyer de Kpinnou et de celui de Toho-Todougba. La prévalence de la double infestation *S. haematobium*-*S. mansoni* relevée au niveau du foyer de Kpinnou est de 100% (01/01) et celle de Toho-Todougba est de 45,71% (16/35). Le test Z ne montre aucune différence significative entre la prévalence de l'infestation mixte au niveau des deux foyers. Au niveau du village de Hounkandjihoué, tous les individus infestés par *S. haematobium* le sont

également par *S. mansoni*. De même, au niveau du village de Adjara, tous les individus qui sont infestés par *S. mansoni* le sont aussi par *S. haematobium*. Dans le village de Dèkouhoué, nous avons tous les cas. La prévalence nationale d'infestation mixte par *S. haematobium* et *S. mansoni* est de 17,98% soit 16 individus infestés par les deux parasites à la fois sur 89 individus échantillonnés. Le test Z ne montre pas de différence entre la prévalence nationale d'infestation mixte et la prévalence nationale de *S. mansoni*. En revanche, la prévalence nationale d'infestation mixte est significativement faible par rapport à la prévalence nationale de *S. haematobium* ( $Z=9,02, p<0,05$ ).

**Tableau 8 :** Prévalences de *S. haematobium*, *S. mansoni*, *S. guineensis* et des cas d'infestations mixtes (*S. haematobium* et *S. mansoni*) dans les différents foyers enquêtés (N/No : nombre de positifs/nombre de testés, Ph, Pm, Phm, Pg (%) : prévalences respectives de *S. haematobium*, *S. mansoni*, infestation mixte et *S. guineensis*, (NE) échantillons non examinés

Foyer	Site	<i>S. haematobium</i>		<i>S. mansoni</i>		<i>S. haematobium</i> et <i>S. mansoni</i>		<i>S. guineensis</i>	
		N/No	Ph (%)	N/No	Pm (%)	N/No	Phm (%)	N/No	Pg (%)
Doh (Ecoliers)	Doh	23/24	95,83	0/24	0	0/24	0	0/24	0
Kpinnou (Pêcheurs)	Kpinnou	01/01	100	01/01	100	01/01	100	01/01	0
Sô-Ava (Ecoliers)	Ganvier	14/14	100	0/14	0	0/14	0	0/14	0
	Sô-Tchanhoué	15/15	100	0/15	0	0/15	0	0/15	0
	<b>Prévalence globale</b>	<b>29/29</b>	<b>100</b>	<b>0/29</b>	<b>0</b>	<b>0/29</b>	<b>0</b>	<b>0/29</b>	<b>0</b>
Toho-Todougba (Pêcheurs)	Adjara	09/11	81,81	06/11	54,54	06/11	54,54	0/11	0
	Dèkouhoué	05/10	50	08/10	80	03/10	30	0/10	0
	Houkandjihoué	06/11	54,54	11/11	100	06/11	54,54	0/11	0
	Sèmè-Tohokpa	02/03	66,66	01/03	33,33	01/03	33,33	0/03	0
	Tchiakpècodji	03/03	100	NE	NE	NE	NE	NE	NE
	<b>Prévalence globale</b>	<b>25/38</b>	<b>65,79</b>	<b>26/35</b>	<b>74,29</b>	<b>16/35</b>	<b>45,71</b>	<b>0/35</b>	<b>0</b>
<b>BENIN</b>	<b>Prévalence globale</b>	<b>78/92</b>	<b>84,78</b>	<b>27/89</b>	<b>30,34</b>	<b>16/89</b>	<b>17,98</b>	<b>0/89</b>	<b>0</b>

#### 4. *Schistosoma guineensis*

Aucun cas de *S. guineensis* n'a été détecté dans l'ensemble des foyers prospectés.

## 5. *Schistosoma intercalatum*

Aucun cas de *S. intercalatum* n'a été détecté dans l'ensemble des foyers prospectés.

## II. Epidémiologie des schistosomes chez les animaux

La bibliographie ne signale aucune recherche entreprise sur les schistosomes d'intérêt vétérinaire au Bénin. Pourtant deux espèces (*S. bovis* et *S. curassoni*) sont endémiques du bétail des pays limitrophes. *S. bovis* est signalé dans les quatre pays limitrophes du Bénin, du Togo au Nigéria en passant par le Burkina Faso et le Niger (*in Moné et al., 2000*). *S. curassoni* est présent dans trois des quatre pays précédents (excepté le Togo). La présence des bulins (*Chippaux et al., 1990*), potentiels mollusques vecteurs s'ajoute aux motifs qui ont orienté nos prospections vers la recherche de ces parasites au niveau des bovins et caprins locaux. Compte tenu des mollusques vecteurs présents au Bénin, nous étions ouverts à toutes les éventualités concernant l'espèce de schistosome que l'on pouvait rencontrer. Nous n'excluons pas l'éventualité de la présence des schistosomes du groupe *S. indicum* (*S. indicum* et *S. spindale*) dont le vecteur *I. exustus* a été signalé non loin du Bénin, dans la partie sud ouest du Nigéria et que nous avons récolté dans plusieurs sites.

### A. Protocole expérimental

Nous avons prospecté dans les abattoirs du septentrion, en novembre et en décembre 2004, 88 viscères au total composés de 74 viscères de bovins et de 16 viscères de caprins, nés et élevés au Bénin. Les veines mésentériques sont soigneusement examinées par transparence afin de récolter d'éventuels adultes de schistosomes.

### B. Résultats

#### 1. *Schistosoma bovis*

Aucun cas d'infestation par *S. bovis* n'a été détecté dans les 74 viscères de bovins examinés.

## 2. *S. curassoni*

Aucun cas d'infestation par *S. curassoni* n'a été décelé dans les 16 viscères de caprins observés.

## 3. Les *Schistosoma* du groupe *S. indicum*

Aucun cas de schistosome du groupe *S. indicum* (*S. indicum* et *S. spindale*) n'a été observé.

# III. *Epidémiologie chez les mollusques*

Les schistosomes sont des vers à cycle dixène nécessitant la présence d'un hôte définitif vertébré et d'un hôte intermédiaire mollusque pulmoné. L'étude épidémiologique de la schistosomose nécessite un état des lieux de la diversité de la faune malacologique. On veut alors savoir quelles sont les espèces de mollusques qui existent au Bénin, les différents sites que ces mollusques occupent, les prévalences de ces mollusques dans les conditions naturelles et suivre, au niveau de quelques sites, la dynamique des populations des mollusques vecteurs existants.

## A. *Protocole expérimental*

Nous avons prospecté plusieurs sites du pays, depuis la latitude de Natitingou au nord jusqu'au littoral au sud. Nos prospections ont couvert, et de façon partielle, 9 départements (Atacora, Borgou, Collines, Zou, Plateau, Mono, Ouémé, Atlantique et le Littoral) des 12 que compte le Bénin (voir Figure 11). Trente cinq sites au total ont été prospectés au moins une fois au cours de notre étude à travers les 9 départements. Selon les caractéristiques écologiques des milieux (permanence de l'eau, aspect naturel ou artificiel du site), les sites prospectés peuvent être groupés en 4 types, à savoir : site de type A : zone naturelle à eau permanente, site de type B : zone naturelle inondable, site de type C : plan d'eau aménagé à eau permanente et site de type D : petit point d'eau artificiel à eau temporaire.

Les prospections des mollusques se sont échantillonnées sur trois ans de façon discontinue sur l'ensemble des sites : (1) de septembre 2003 à février 2004, correspondant à la fin de la saison de pluie et à la grande période de sécheresse, (2) de juillet 2004 à janvier 2005, correspondant à la petite saison de pluie et à une partie de la grande saison sèche, et (3) de septembre 2005 à avril 2006, correspondant à la grande saison sèche et au début de la grande saison de pluie. La fluctuation des populations de tous les mollusques est suivie de façon plus précise au niveau du site de Toho-Todougba dans le foyer de Pahou, de ASECNA dans le foyer de Cotonou, de Sô-Tchanhoué dans le foyer de Sô-Ava et de Acron, Djassin et Tchivié dans le foyer de Porto-Novo.

Dans chaque site ou foyer et à chaque prospection, qui dure 60 minutes, les mollusques récoltés sont spécifiés à l'aide de la clé de détermination selon Brown (1994). Ils sont ensuite dénombrés et tous les spécimens de chaque espèce sont testés. Ce test nous permet de savoir, au niveau de chaque foyer prospecté, le rôle épidémiologique de ces différents vecteurs dans la transmission des schistosomoses et des autres parasitoses.

## *B. Résultats*

### *1. Epidémiologie*

La répartition géographique des mollusques, les dates de prélèvement, le nombre de mollusques récoltés de chaque espèce et le nombre de mollusques naturellement parasités par des schistosomes ou par d'autres digènes sont représentés dans le tableau 9. La faune malacologique du Bénin est constituée d'au moins neuf espèces de mollusques Pulmonés (potentiellement vecteurs de schistosomes ou non vecteurs) et de mollusques Prosobranches. Parmi les Pulmonés, on distingue cinq espèces de mollusques connues comme pouvant être de potentiels hôtes intermédiaires de schistosomes et deux espèces *Lymnaea natalensis* et *Physa* sp, qui ne sont pas des mollusques vecteurs. Les mollusques vecteurs sont regroupés en trois genres à savoir : le genre *Bulinus* avec *B. forskalii*, *B. globosus* et *B. truncatus* ; le genre *Biomphalaria* avec la seule espèce *B. pfeifferi* et le genre *Indoplanorbis* avec *I. exustus*, que nous signalons pour la première fois au Bénin. Parmi les Prosobranches, on distingue *Melanoides tuberculata*, *Lanistes varicus*, *Cleopatra guillemei* et une autre espèce que nous avons attribuée à *Potadoma* sp.

**Tableau 9** : Tableau récapitulatif de spécimens de mollusques vecteurs et non vecteurs de schistosomes récoltés dans les différents sites, (A) : Zones naturelles permanentes, (B) : Zones naturellement inondables, (C) : Plans d'eau aménagés, (D) : Points d'eau artificiels. (§) : cercaires des *Schistosoma*, (\*) : furcocercaires différentes de *Schistosoma*, (x) : xiphidocercaires, (§) : lophocercaires, (NR) : espèce présente mais non récoltée, *B. fors.* : *Bulinus forskalii*, *B. gl.* : *Bulinus globosus*, *B. tr.* : *B. truncatus*, *B. pf.* : *Biomphalaria pfeifferi*, *I. ex.* : *Indoplanorbis exustus*, *Ly. nat.* : *Lymnaea natalensis*, *Ph. Sp* : *Physa sp*, *L. v.* : *Lanistes varicus*, *M. tub.* : *Melanooides tuberculata*, *P. sp.* : *Potadoma sp*, *Cl. g.* : *Cleopatra guillemei*

Département	Foyer	Site	Type	Mollusque potentiellement vecteur de schistosomes (Pulmonés)				Mollusque non vecteur							
				Date				Pulmoné							
				<i>B. fors.</i>	<i>B. gl.</i>	<i>B. tr.</i>	<i>B. pf.</i>	<i>Biomphalaria laria</i>	<i>Indopla norbis</i>	<i>I. ex.</i>	<i>Ly. nat.</i>	<i>Ph. sp</i>	<i>L. v.</i>	<i>M. tub.</i>	<i>Po. sp.</i>
Atacora	Tanongou	Tanongou	A	20/11/04	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
	Natingou	Natingou	D	06/10/04	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
	Doh	Doh	D	19/11/04	02	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
Borgou	Parakou ville	Parakou ville	D	24/10/04	0	13	0	03	52	0	06	0	0	0	0
				20/12/04	6	12	0	14	27	0	08	0	0	0	0
	Bakaa	Bakaa	B	20/12/04	09	0	0	0	0	04	0	0	0	0	0
Collines	Barrage Okpara	Barrage Okpara	C	20/12/04	0	72	14	15	0	0	0	0	112	0	0
	Kokoro	Kokoro	D	10/08/04	02	0	0	0	0	0	0	0	12	0	0
	Alafia	Alafia	D	30/12/03	06	06	0	0	0	0	0	0	24	0	0
Savè	Savè afami	Afami	C	10/08/04	15 (4x)	38	0	0	0	0	0	0	04	0	0
	Savè Gbéré	Savè Gbéré	D	14/08/04	22 (5x)	158 (32*)	0	0	0	0	0	0	11	0	0
	Savè okpara	Savè Okpara	A	14/08/04	05	21	0	0	0	0	0	98	132	0	04

	Savè ouémé	Savè Ouémé Glazoué	A	09/08/04	0	28	0	0	0	0	0	109	245	06	0
	Glazoué	Glazoué	D	30/12/03	04	06	0	0	0	0	0	0	04	0	0
	Savalou pont	Savalou pont	D	23/12/03	01	06	0	0	0	0	0	0	10	0	0
	Savalou loukpodji	Savalou loukpodji	C	23/12/03	04	02	0	0	0	0	0	0	09	0	0
Zou	Sèhouè lac Hlan	Sèhouè lac Hlan	A	25/09/03	07	10	0	0	0	0	0	269	48	0	0
	Sèhouè pont	Sèhouè pont	D	25/09/03	39	22	0	0	0	0	07	0	09	02	0
Plateau	Pobè	odo yigui odo tchimbolé Odo Itchi	B D C	26/12/03 26/12/03 26/12/03	0 0 0	0 02 0	0 0 0	0 0 0	0 0 0	0 0 0	0 0 0	31 06 0	0 0 0	0 0 0	0 0 0
Mono	Azonlissè (Lac Toho)	Azonlissè (Lac Toho)	A	21/01/03	14	19	0	0	0	0	29	12	07	151	0
	Kpinnou (pont)	Kpinnou (pont)	C	24/09/04	04	0	0	17	0	0	0	02	18	78	0
	Sè 1 (lac Dhati)	Sè 1 (lac Dhati)	A	24/12/03	27 2x)	45, 20	20	2x)	0	0	02	0	04	129	0
	Sè 2 (lac Wozo)	Sè 2 (lac Wozo)	A	24/12/03	19	21	0	0	0	0	0	0	0	128	0
Atlantique	Pahou	Toho- Todougba	A	10/10/03 09/11/03 07/12/03 14/01/04 30/07/04 10/10/04 08/12/04 10/01/05 06/10/05 10/02/06 20/04/06	0 0 0 0 0 0 0 0 0 0	42 35 01 10 06 69 97 68 84 14 06	0 0 0 0 0 0 0 0 0 0	42 85 12 12 54 04 17 11 67 36 17	2 4 6 6 6 6 6 6 6 6	0 0 0 0 0 0 0 0 0 0	0 06 0 0 06 0 0 0 0 04 0	12 34 06 29 43 12 24 39 04 28 36	113 127 89 127 129 226 134 159 201 NR NR	0 0 0 0 0 0 0 0 0 0 0	0 0 0 0 0 0 0 0 0 0

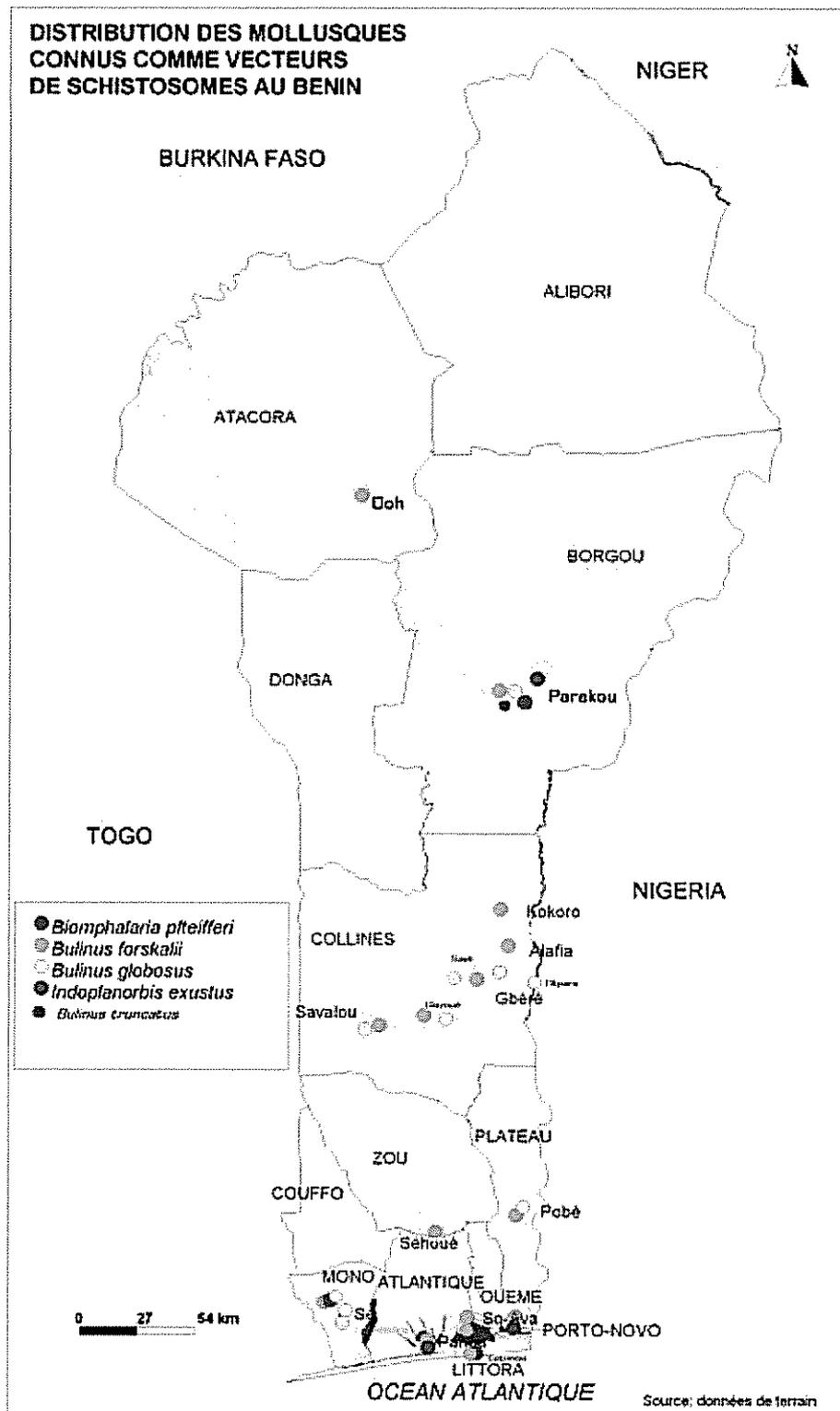




Sur le plan départemental, les 35 foyers (sites) prospectés sont répartis dans les 9 départements. Il existe au moins une espèce de mollusque potentiellement vectrice de schistosome, sur un total de cinq recensées, dans chacun des départements prospectés (Figure 21). Dans le département de l'Atacora et du Plateau, un seul vecteur a été récolté : *B. forskalii* est récolté dans l'Atacora et *B. globosus* dans le Plateau. Dans les départements des Collines, du Zou et du Mono, deux espèces de mollusques vecteurs (*B. forskalii* et *B. globosus*) ont été récoltés. *I. exustus* s'ajoute à ces deux vecteurs dans les départements de l'Ouémé et du Littoral, remontant à trois le nombre de mollusques potentiellement vecteurs. Le département du Borgou est le seul à abriter les cinq espèces de mollusques vecteurs des schistosomes humains et animaux. *I. exustus*, vecteur de schistosomoses des vertébrés sud asiatiques est récolté dans les départements du Borgou au nord et ceux de l'Atlantique, de l'Ouémé et du Littoral dans le sud. *B. pfeifferi* est récolté dans quatre sites : Parakou ville, le barrage Okpara, Kpinnou et le lac Toho-Todougba.

Sur le plan parasitologique, plusieurs espèces de mollusques naturellement infestées par des digènes sont récoltées au niveau de plusieurs sites. Pour la première au Bénin, 02 *B. pfeifferi* sont retrouvés naturellement infestés par *S. mansoni* sur 17 récoltés dans le site de Toho-Todougba en avril 2006 (soit une prévalence de 11,8%). Plusieurs cas d'infestations naturelles des mollusques, aussi bien les pulmonés que les prosobranches, par d'autres trématodes sont détectés dans les départements du centre et du sud Bénin. Trois types de cercaires sont identifiés. Les départements concernés sont les collines, le Mono et l'Atlantique. Dans les départements des Collines et du Mono, ces cas sont observés sur les pulmonés, notamment *B. forskalii* et *B. globosus*. Par contre, le département le plus affecté est celui de l'Atlantique où les trématodes sont présents au niveau de presque toutes les espèces de mollusques.

Sur le plan de la typologie des biotopes, la distribution des différentes espèces de mollusques récoltées est représentée dans le tableau 10. Au niveau des mollusques vecteurs de schistosomes, *B. forskalii* et *B. globosus* sont présents dans les quatre types écologiques de foyers, *B. pfeifferi* est présent dans tous les foyers excepté dans le foyer de type B, *B. truncatus* n'est présent que dans le foyer de type C et *I. exustus* partage tous les foyers excepté celui du type A.



**Figure 21 :** Distribution des mollusques potentiellement vecteurs de schistosomes dans les différents foyers prospectés (les points sont placés au niveau du site de présence de mollusques)

**Tableau 10 :** Distribution des différentes espèces de mollusques en fonction des types de site (nature de biotopes). Le total des mollusques récoltés tient seulement compte des prospections dans lesquelles tous les mollusques présents dans un site ont été récoltés. Np = nombre de sites où le mollusque est présent, NMR = nombre de mollusques récoltés

Type de site	Mollusque potentiellement vecteur de schistosomes (Pulmonés)										
	<i>Bulinus</i>						<i>Biomphalaria</i>		<i>Indoplanorbis</i>		
	Nombre total de chaque type de site (Nt)	<i>B. forskalii</i>		<i>B. globosus</i>		<i>B. truncatus</i>		<i>B. pfeifferi</i>		<i>I. exustus</i>	
Np/Nt (%)		NMR	Np/Nt (%)	NMR	Np/Nt (%)	NMR	Np/Nt (%)	NMR	Np/Nt (%)	NMR	
A	10	70	143	90	593	0	0	10	304	0	0
B	05	60	250	60	588	0	0	0	0	05	1843
C	06	50	23	66,66	121	16,66	14	33,33	32	16,66	169
D	14	71,43	952	57,14	989	0	0	7,14	17	14,29	3346
<b>Total</b>	<b>35</b>		<b>1368</b>		<b>2291</b>		<b>14</b>		<b>353</b>		<b>5358</b>

**Tableau 10 (suite et fin):** Distribution des différentes espèces de mollusques en fonction des types de site (nature de biotopes). Le total des mollusques récoltés tient seulement compte des prospections dans lesquelles tous les mollusques présents dans un site ont été récoltés. Np = nombre de sites où le mollusque est présent, NMR = nombre de mollusques récoltés

Type de site	Mollusque non vecteur												
	Pulmoné				Prosobranchie								
	Nombre total de chaque type de site (Nt)	<i>Lymnaea natalensis</i>		<i>Physa sp.</i>		<i>L. varicus</i>		<i>M. tuberculata</i>		<i>Potadoma sp.</i>		<i>C. guillemei</i>	
Np/Nt (%)		NMR	Np/Nt (%)	NMR	Np/Nt (%)	NMR	Np/Nt (%)	NMR	Np/Nt (%)	NMR	Np/Nt (%)	NMR	
A	10	40	110	30	252	80	737	90	2312	10	06	10	04
B	05	20	04	40	3	80	325	60	2029	0	0	0	0
C	06	0	0	33,33	6	33,33	23	83,33	932	0	0	0	0
D	14	21,43	212	28,57	56	42,83	459	71,43	543	0	0	0	0
<b>Total</b>	<b>35</b>		<b>326</b>		<b>317</b>		<b>1544</b>		<b>5816</b>		<b>06</b>		<b>04</b>

Au total, 17397 mollusques constitués de 9384 (53,94%) mollusques vecteurs et de 8013 (46,06%) mollusques non vecteurs de schistosomes ont été récoltés et testés à travers tous les sites prospectés. Parmi les 9384 mollusques potentiellement vecteurs de schistosomes récoltés au Bénin, 42,90% (4026) sont des mollusques connus comme vecteurs de schistosomes dans les pays de la CEDEAO (*B. forskalii*, *B. globosus*, *B. truncatus* et *B. pfeifferi*) et 57,10% (5358) revient à l'espèce *I. exustus* non encore connu comme vecteur

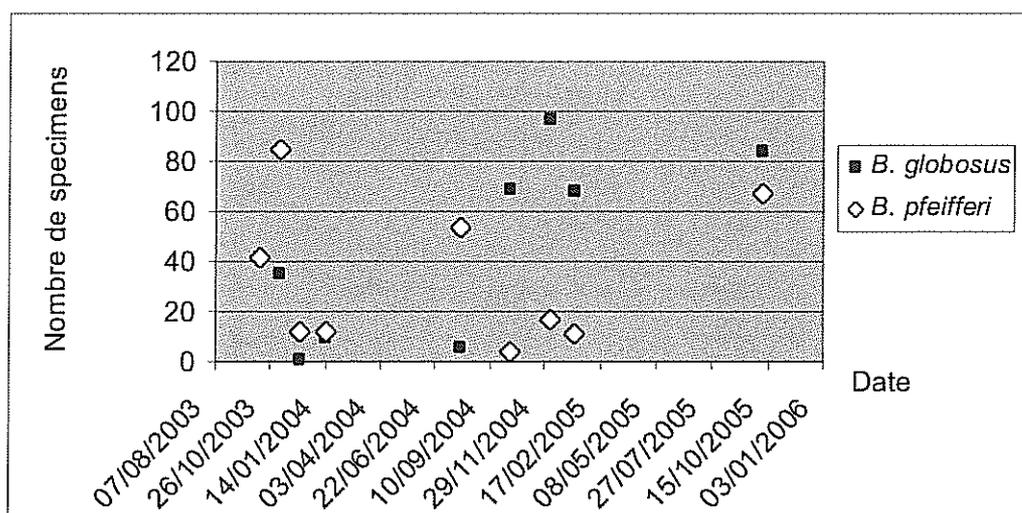
dans les pays de l'espace. Et au nombre des vecteurs connus récoltés, *B. globosus* est l'espèce la plus abondante avec 56,91%, suivie de *B. forskalii* avec 33,98%, *B. pfeifferi* avec 8,77% et *B. truncatus* avec 0,35%. Les *B. globosus* sont significativement plus représentés que les *B. forskalii* ( $Z=13,47$ ,  $p<0,05$ ). Comparés aux *B. forskalii* et *B. globosus*, les *B. pfeifferi* sont nettement moins représentés dans les sites (respectivement  $Z=16,79$  et  $Z=9,24$ ,  $p<0,05$ ). En revanche, le test Z ne montre aucune différence significative entre la représentativité de *B. pfeifferi* et *B. truncatus* ( $p>0,05$ ).

## 2. Dynamique des populations

La dynamique de populations de quatre espèces de mollusques potentiellement vecteurs de schistosomes est analysée au niveau de six sites : à Toho-Todougba (foyer de Pahou), à Sô-Tchanhoué (foyer de Sô-Ava), à Acron, Djassin et Tchivié (foyer de Porto-Novo) et à Cotonou ASECNA (foyer de Cotonou). Compte tenu de notre présence sur le terrain 6 mois sur 12 chaque année, le suivi malacologique n'a été possible que pendant les périodes de notre présence. Dans les six sites où la dynamique des populations des mollusques potentiellement vecteurs a été suivie, on note également la présence d'une ou de plusieurs autres mollusques non vecteurs de schistosomes (pulmonés ou prosobranches) en densités très faibles, excepté l'espèce *M. tuberculata* qui est présente en forte densité dans tous ces sites mais de façon constante. Ces caractéristiques (faible densité ou densité constante) nous ont amené à ne pas considérer les mollusques non vecteurs dans la dynamique des populations des mollusques potentiellement vecteurs de schistosomes.

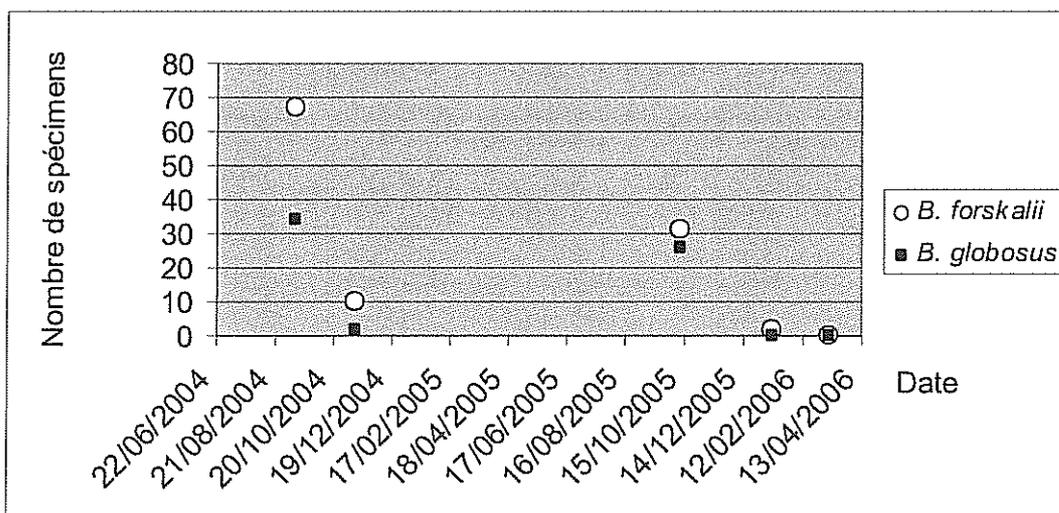
2.1. Site de Toho-Todougba dans le foyer de Pahou : la dynamique de populations des mollusques du site est présentée dans la figure 22.

Dans le site de Toho-Todougba, seules deux espèces de mollusques vecteurs sont présentes, *B. globosus* et *B. pfeifferi*. Chaque espèce de mollusque a sa propre dynamique et l'évolution des deux vecteurs semble se faire de façon alternative : le pic de densité de l'un correspondant à la baisse de densité de l'autre et vice versa. Concernant les mois d'échantillonnage, la période de forte densité chez *B. globosus* semble correspondre à la fin de l'année (octobre à novembre) alors que pour *B. pfeifferi*, ces mois correspondent à la période de faible densité.



**Figure 22** : Dynamique des populations de *B. globosus* et de *B. pfeifferi* dans le site de Toho-Todougba, foyer de Pahou

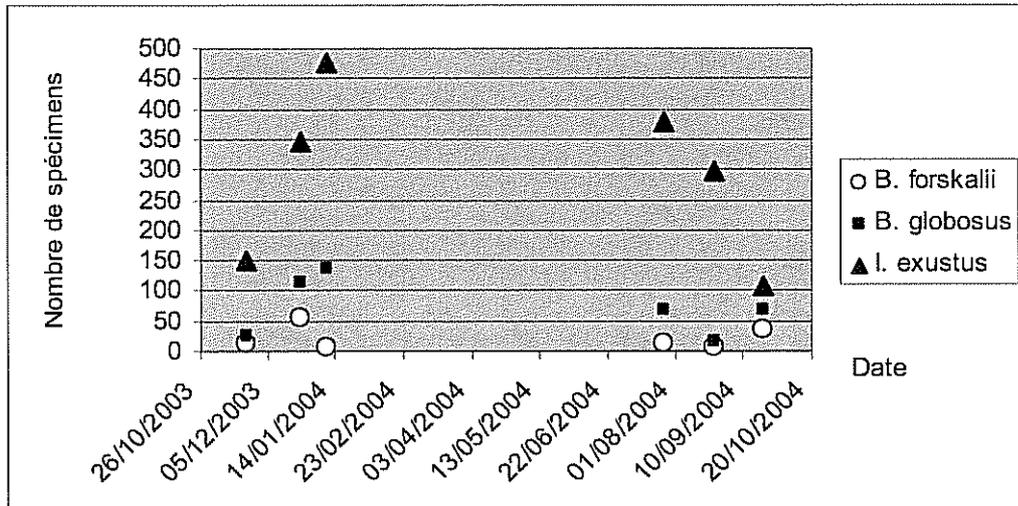
2.2 Site de Sô-Tchanhoué dans le foyer de Sô-Ava : la dynamique de populations de mollusques du site est présentée dans la figure 23.



**Figure 23** : Dynamique des populations de *B. forskalii* et de *B. globosus* dans le site de Sô-Tchanhoué, foyer de Sô-Ava

Dans le site de Sô-Tchanhoué, seules deux espèces de mollusques vecteurs *B. forskalii* et *B. globosus* sont présentes. Les deux espèces semblent avoir une synchronisation au niveau de leur dynamique des populations. Leurs pics de densité semblent correspondre au mois de septembre.

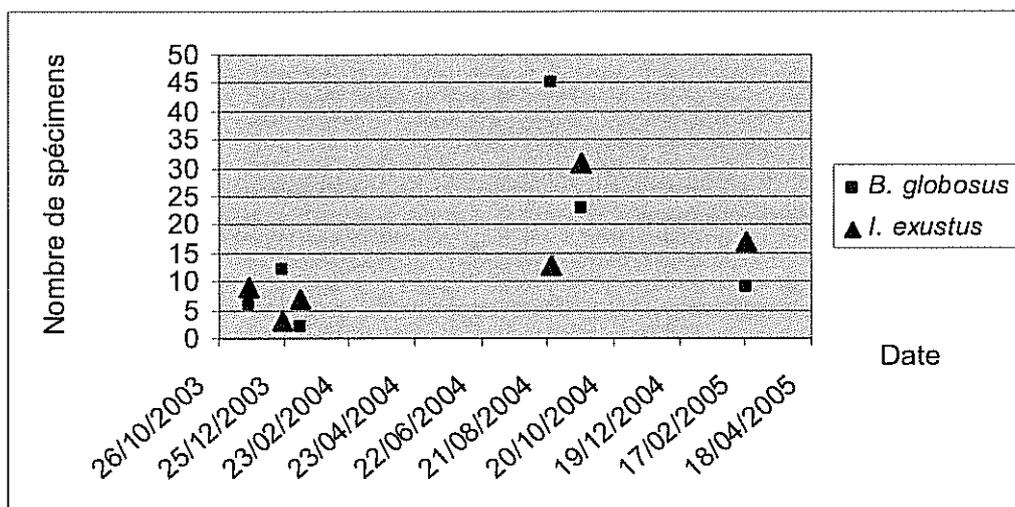
2.3. Site de Acron dans le foyer de Porto-Novo : la dynamique des populations de mollusques du site est présentée dans la figure 24.



**Figure 24** : Dynamique des populations de *B. forskalii*, *B. globosus* et *I. exustus* dans le site de Acron, foyer de Porto-Novo

Dans le site de Acron, trois espèces de mollusques vecteurs de schistosomes, *B. forskalii*, *B. globosus* et *I. exustus* sont présentes toute l'année. *I. exustus* est présent et de façon abondante toute l'année. *B. globosus* est présent avec une densité moindre par rapport à *I. exustus*. La densité de l'espèce *B. forskalii* reste la plus faible par rapport aux deux autres espèces. Les deux espèces de bulins ne montrent aucun rythme de présence particulier.

2.4. Site de Djassin dans le foyer de Porto-Novo : la dynamique de populations de mollusques du site est présentée dans la figure 25.



**Figure 25** : Dynamique des populations de *B. globosus* et *I. exustus* dans le site de Djassin, foyer de Porto-Novo

Dans le site de Djassin, deux espèces de mollusques vecteurs *B. globosus* et *I. exustus* sont présentes toute l'année mais faiblement représentées. La densité de *I. exustus* est faible (maximum de 40 spécimens récoltés en 60 minutes contre 450 récoltés dans le site de Acron). Leurs pics de densité semblent correspondre au mois de septembre.

2.5. Site de Tchivié dans le foyer de Porto-Novo : la dynamique de populations de mollusques du site est présentée dans la figure 26.

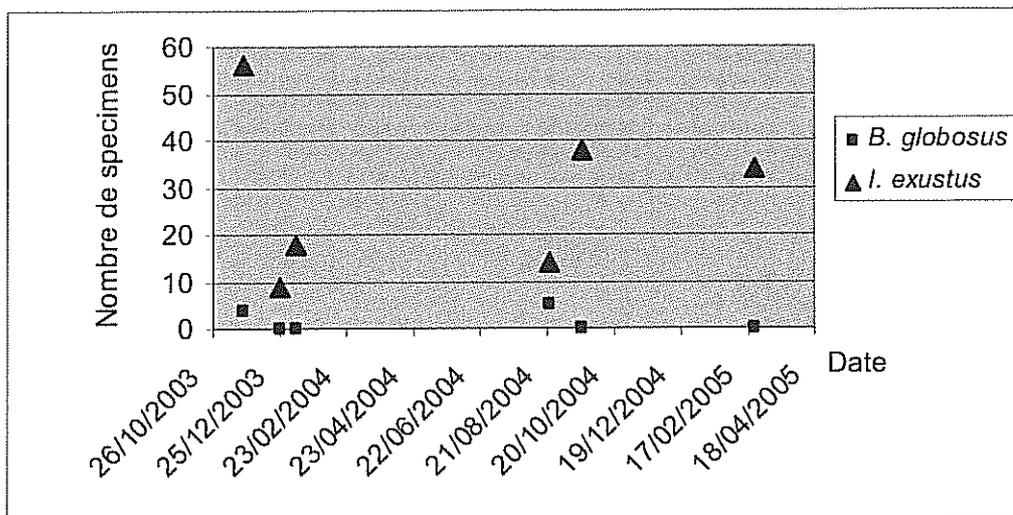
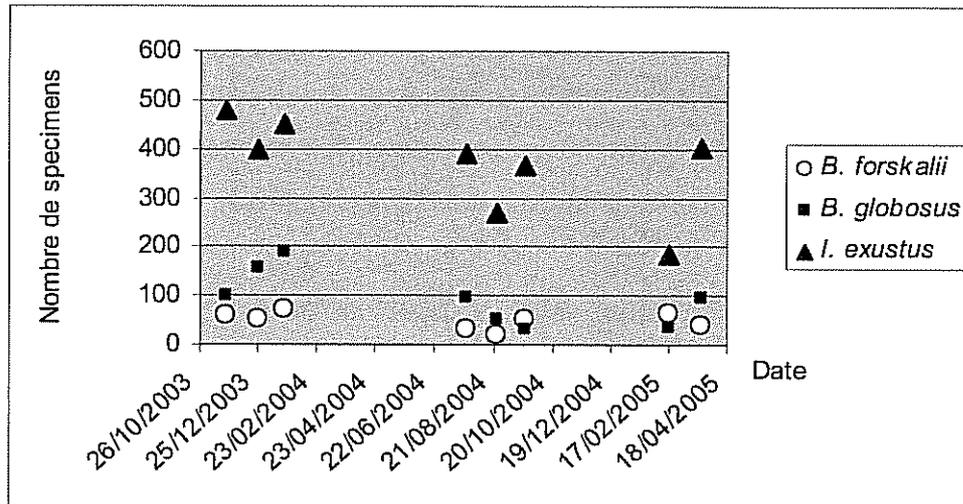


Figure 26 : Dynamique des populations de *B. globosus* et *I. exustus* dans le site de Tchivié, foyer de Porto-Novo

Dans le site de Tchivié à Porto-Novo, deux espèces de mollusques vecteurs de schistosomes *B. globosus* et *I. exustus* sont présentes. *I. exustus* est présent de façon abondante toute l'année. *B. globosus* est présent avec une densité moindre par rapport à *I. exustus*. *B. globosus* ne montre aucun rythme de présence particulier.

2.6. Site de ASECNA dans le foyer de Cotonou : la dynamique des populations de mollusques du site est présentée dans la figure 27.



**Figure 27 :** Dynamique des populations de *B. forskalii*, *B. globosus* et *I. exustus* dans le site ASECNA, foyer de Cotonou

A Cotonou, au niveau du site du jardin de l’ASECNA, nous avons la présence de trois espèces de mollusques vecteurs *B. forskalii*, *B. globosus* et *I. exustus* qui cohabitent dans le site toute l’année. La densité de *I. exustus* surpasse celles des bulins toute l’année. L’espèce *I. exustus* y est fortement représentée suivie de l’espèce *B. globosus* puis de *B. forskalii*. Les deux espèces de bulins ne montrent aucun rythme de présence particulier.

#### IV. Discussion

Nos résultats épidémiologiques seront discutés sur plusieurs plans : les schistosomes humains, les schistosomes d’intérêt vétérinaire et les mollusques vecteurs et non vecteurs.

Sur le plan humain, deux formes de schistosomes ont été retrouvées dans les foyers prospectés: *S. haematobium* et *S. mansoni*.

*S. haematobium* est présent aussi bien au nord qu’au sud du Bénin. Par rapport à l’échelle de qualification de l’endémicité par rapport à la prévalence obtenue dans chaque foyer (inexistant : prévalence = 0, hypoendémie :  $0,1 < \text{prévalence} < 20\%$  ; mésoendémie :  $20\% < \text{prévalence} < 30\%$  et hyperendémie :  $\text{prévalence} > 30\%$ ), *S. haematobium* existe dans les cinq foyers échantillonnés sous forme hyperendémique. C’est la première fois que nous signalons, au Bénin, cette forme de parasitose dans les sites de Doh, de Kpinnou et de Sô-Tchanhoué. Par contre, au niveau des villages riverains du lac Toho-Todougba, deux études épidémiologiques avaient déjà précédé celle-ci. La première, réalisée par Zomahoun en 1981

sur un échantillon de 2253 urines, indiquait une prévalence globale de 27,87% avec les limites extrêmes variant entre 0% et 53,60% selon les milieux. La deuxième, réalisée par Chippaux *et al.*, (1990), indique une prévalence globale de 23% sur un échantillon de 535 urines. Entre 1981 et 1990, on constate une diminution de l'endémicité ( $Z_{(1981-1990)}=2,34$  ;  $p<0,05$ ). Une quinzaine d'années plus tard, nos résultats indiquent une prévalence globale de 65,79% sur un échantillon de 38 urines. On assiste donc à une réémergence de la parasitose dans ce site ( $Z_{(1990-2006)}=5,85$  ;  $p<0,05$ ). Sur le plan national, la prévalence de *S. haematobium*, obtenue à partir d'un échantillon de 92 individus, est de l'ordre de 85% (84,78). Nos résultats confirment ainsi les conclusions de plusieurs travaux réalisés au niveau de la zone de la Communauté Economique de Etats de l'Afrique de l'Ouest et qui mentionnent une l'évolution croissante de l'endémicité de la forme urinaire de la schistosomose.

*S. mansoni* est présent dans les deux sites du sud Bénin, à Kpinnou et à Toho-Todougba. Dans le site de Toho-Todougba où nous avons pu faire l'analyse épidémiologique sur un échantillon de selles de 35 personnes, la parasitose existe également sous forme hyperendémique avec une prévalence globale de 74,29%. Cette prévalence est en nette augmentation par rapport à celle de 13,4% obtenu sur 395 selles et signalé par Chippaux *et al.*, (1990) dans le même site, une quinzaine d'année plus tôt ( $Z_{(1990-2006)}=9,01$  ;  $p<0,05$ ). La prévalence nationale obtenue sur 89 individus est de 30,34%. A l'inverse de *S. haematobium*, *S. mansoni* sévit à l'échelle nationale sous forme mésoendémique.

Nos résultats méritent cependant d'être confirmés par un échantillonnage plus grand et plus large, aussi bien pour *S. haematobium* que pour *S. mansoni*. De même, la forte progression entre les deux résultats les plus récents peut être, en partie, due à la différence des techniques de dépistage utilisées par les différentes équipes. D'où la nécessité de trouver une technique de diagnostic unique, fiable et utilisée par tous.

Deux spécimens de *B. pfeifferi* sur 17 récoltés au total dans le mois d'avril ont été trouvés naturellement infestés par *S. mansoni* dans le site de Toho-Todougba, soit une prévalence de 11,76%. C'est un fait unique qui nous permet de confirmer dans ce site, l'existence d'un cycle de transmission autochtone de *S. mansoni*. Notre observation sur l'infestation naturelle de *B. pfeifferi* par *S. mansoni* est la troisième du genre dans les pays de l'espace CEDEAO, après celle de Vercruysse *et al.* (1985) au Sénégal et de Coulibaly *et al.* (2004) au Mali. En effet, dans le Bassin du fleuve Sénégal, les prospections malacologiques réalisées en 1985 par Vercruysse et collaborateurs mentionnent sur les spécimens de *B.*

*pfeifferi* récoltés, les prévalences allant jusqu'à 85%. De même, en 2004, 17,5% de prévalence de *S. mansoni* chez *B. pfeifferi* sont signalés au Mali par Coulibaly et collaborateurs.

Aucun cas de *S. guineensis* ni de *S. intercalatum* n'a été observé au Bénin malgré la présence de *S. guineensis* dans les pays voisins. Arene et collaborateurs ont signalé la présence des deux espèces au niveau des communautés de la cité urbaine de Port Harcourt dans l'Etat de Rivers (Arene *et al.*, 1989). Les deux espèces ont été aussi signalées à Sagbama dans le delta du fleuve Niger au sud du Nigeria (Agi, 1995). Aussi, la présence ainsi que la bonne répartition, sur le territoire, du mollusque *Bulinus forskalii* (voir tableau 9 et Figure 21) connu comme le principal vecteur de *S. guineensis* (Tchuem Tchuente & Jourdane, 1993 ; Simoes *et al.*, 2002) constitue une raison supplémentaire qui nous laisse présager d'une possible présence de cette parasitose au Bénin. Par ailleurs, en considérant la vitesse de propagation de *S. guineensis* signalé au Cameroun en 1973 (Frandsen, 1975) et au Nigéria à la frontière camerounaise en 1989 (Arene *et al.*, 1989) et à la frontière du Bénin et du Niger en 1995 (Agi, 1995), rien n'exclut sa présence ou tout au moins sa récente introduction sur le territoire béninois. Rien n'exclut aussi, pour l'instant, l'éventualité de la présence de *S. intercalatum* au Bénin même si aucune mention n'a été encore faite sur cette parasitose. Au contraire, la présence de son hôte de prédilection *B. globosus* et la présence du parasite au Cameroun, pays avec qui le Bénin entretient des échanges, sont des motifs qui laissent possible l'introduction de cette espèce.

Sur le plan animal, aucune espèce de schistosome n'a été rencontrée au cours de nos investigations. Cependant, les deux espèces à savoir *S. bovis* et *S. curassoni* sont signalées dans les pays voisins du Bénin notamment au Togo, au Burkina Faso, au Niger et au Nigéria (Ndifon *et al.*, 1988 ; Mouchet *et al.*, 1989 ; Mouchet *et al.*, 1992 ; Chippaux *et al.*, 1997 ; Bara *et al.*, 1998 ; *in* Moné *et al.*, 2000 ; Poda *et al.*, 2004a). La recherche de ces différentes zoonoses au Bénin mérite d'être entreprise avec plus d'ampleur dans la mesure où les différents mollusques potentiellement vecteurs y sont présents. Seule une prospection à grande échelle et pendant une longue durée ainsi que les résultats expérimentaux de compatibilité entre les souches de schistosomes présentes dans des pays environnants et les populations locales des *Bulinus* pourront indiquer le statut de ces schistosomes dans le pays. L'éventualité de la présence, au Bénin et dans l'espace CEDEAO, des espèces de schistosomes du groupe *S. indicum* (*S. indicum* et *S. spindale*) est aussi envisageable dans la mesure où *I. exustus*, considéré comme le principal vecteur de ces parasites chez les animaux

domestiques en Inde, y est présent. Des recherches de terrain ainsi qu'au laboratoire seraient nécessaires afin de déterminer les influences positives et négatives de *I. exustus* sur les hôtes intermédiaires mollusques (*Biomphalaria* et *Bulinus*) et sur la transmission des schistosomoses humaines (*S. mansoni* et *S. haematobium*) au Bénin. Les études préliminaires que nous avons réalisées ont montré que des *I. exustus* élevés en laboratoire et originaires de (i) la carrière de sable 1 (Moyenne, standard erreur, nombre de mollusques exposés, nombre de miracidiums) (3.03, 0.18, 22, 5) n'ont pas pu être infestés après une exposition aux miracidiums de *S. haematobium* du Bénin, (ii) Acron (4.70, 0.08, 48, 5 ; 5.36, 0.07, 48, 10) n'ont pas pu être infestés après une exposition aux miracidiums de *S. mansoni* d'Oman et du Brésil, respectivement, et (iii) ASECNA (3.72, 0.04, 48, 5 ; 5.74, 0.10, 48, 10) n'ont pas pu être infestés après une exposition aux miracidiums de *S. mansoni* d'Oman.

Sur le plan malacologique, la République du Bénin possède une diversité appréciable de mollusques pulmonés, potentiels vecteurs naturels des schistosomoses humaines et animales. On y retrouve cinq espèces de mollusques vecteurs dont trois espèces du genre *Bulinus*. Mieux, ces trois espèces sont les représentantes de trois groupes de mollusques du genre *Bulinus* parmi quatre configurés par Brown (1980) in Mouahid (1994). Il s'agit de *B. forskalii* du groupe *forskalii*, de *B. globosus* du groupe *africanus* et de *B. truncatus* du groupe *truncatus/tropicus*. On y retrouve aussi *B. pfeifferi* responsable de la transmission de *S. mansoni* et *I. exustus*, potentiel vecteur des schistosomes du groupe *S. indicum*. Ce dernier mollusque, d'origine sud asiatique, est signalé pour la première fois au Bénin dans cette thèse. La distribution des hôtes intermédiaires n'est pas homogène sur l'ensemble du territoire national. La distribution de *B. forskalii* est plus large alors que *B. globosus* est plus présent au centre et dans la partie méridionale. *B. pfeifferi*, moins présent, partage quelques foyers circonscrits avec *B. globosus*. *B. truncatus* est rare et n'est présent que dans le seul site du barrage Okpara à Parakou. Au moins un mollusque vecteur de schistosome est récolté sur chacun des 9 départements prospectés, ce qui laisse prévoir un risque parasitaire dans tous ces départements. Dans ce contexte, la présence de toutes les formes de schistosomes peut être envisagée dans le département du Borgou dont les écosystèmes sont favorables au développement des quatre espèces de mollusques potentiellement vecteurs rencontrés et à *I. exustus* au Bénin. *B. pfeifferi* n'étant récolté que dans les départements du Borgou, du Mono et de l'Atlantique, la présence de *S. mansoni* paraît peu probable dans les autres départements. Toutefois, seule une enquête plus approfondie pourrait nous situer davantage sur les différents points abordés.

La dynamique des populations de quatre vecteurs potentiels de schistosomes (*B. forskalii*, *B. globosus*, *B. truncatus*, *B. pfeifferi* et *I. exustus*) a été réalisée au niveau de six sites dans les départements de l'Atlantique (sites de Toho-Todougba et de Pahou 1), de l'Ouémé (sites de Acron, Djassin et Tchivié) et du Littoral (site de ASECNA). La dynamique des populations de chaque espèce de mollusques présents dans un site dépend à la fois de la nature des autres espèces de mollusques vecteurs qui y cohabitent, de la densité de ces vecteurs et de la niche écologique. Quand le vecteur *I. exustus* est présent dans un site, il est toujours en association avec *B. globosus* (4 sites sur 4), parfois avec *B. forskalii* (2 sites sur 4) mais jamais avec *B. pfeifferi* (0 site sur 4). Dans un site, en absence de l'espèce *I. exustus*, chaque espèce de mollusque vecteur exprime sa propre dynamique : c'est cas du site du lac Toho-Todougba et du site de Sô-Tchanhoué. Par contre dans les sites où il y a cohabitation, la dynamique des populations des autres vecteurs en présence semble être liée au degré de représentation de l'espèce *I. exustus*. Dans deux des quatre sites où *I. exustus* est présent à forte densité (sites de Acron dans le foyer de Porto-Novo et celui de l'ASECNA dans le foyer de Cotonou), la dynamique des populations des deux autres vecteurs (*B. forskalii* et *B. globosus*) existant avec *I. exustus* semble être plafonnée par la forte densité de *I. exustus*. En revanche, dans les sites où l'espèce *I. exustus* n'est pas fortement représentée, la dynamique des populations de chaque vecteur est librement exprimée (sites de Djassin et de Tchivié dans le foyer de Porto-Novo).

Dans le site de Sô-Tchanhoué dans le foyer de Sô-Ava où les espèces *B. forskalii* et *B. globosus* cohabitent, les deux espèces semblent avoir la même dynamique des populations. Cette synchronisation pourrait être expliquée par le fait que les deux espèces partagent une même niche écologique.

Dans le site de Toho-Todougba, l'espèce *B. globosus* semble avoir une dynamique de populations contraire à celle de l'espèce *B. pfeifferi*. Le pic de densité de *B. globosus* dans le site se situe entre octobre et décembre alors que celui de *B. pfeifferi* se situe de juillet à septembre. La période d'octobre à décembre et la période de juillet à septembre correspondraient à les périodes de forte transmission des parasitoses et les périodes où les populations riveraines seraient les plus infestées par *S. haematobium* et *S. mansoni* respectivement.

Notre étude a permis non seulement de faire un suivi du foyer de schistosome à transmission mixte des villages riverains du lac Toho-Todougba, objet d'une étude épidémiologique dans les années 1990 par Chippaux et collaborateurs, mais aussi d'identifier

et de caractériser de nouveaux foyers. C'est le cas du village de Doh dans la commune de Péhunco au nord et des villages lacustres de Ganvié, Sô-Tchanhoué et Sô-Zounko dans la commune de Sô-Ava au sud où est présent la forme urinaire de la parasitose. C'est aussi le cas du village de Kpinnou au sud où sont associées, tout comme dans le foyer de Toho-Todougba, les deux formes parasitaires (*S. haematobium* et *S. mansoni*). Cette étude, qui vient compléter les données disponibles sur la distribution des foyers de schistosomes et les systèmes aquatiques mis en cause, contribue à une meilleure visibilité de l'endémie au niveau humain et invite à des enquêtes complémentaires sur le triple plan épidémiologique, malacologique et anthropique indispensables à la mise en place des mesures de contrôle efficace dans le pays.

*CHAPITRE 4 : ETUDE MORPHO-ANATOMIQUE DES  
MOLLUSQUES GASTEROPODES D'EAU  
DOUCE DU BENIN*

## INTRODUCTION

La faune malacologique d'eau douce du Bénin est constituée d'au moins onze espèces qui se partagent les différents biotopes prospectés. On y retrouve des mollusques potentiels vecteurs de schistosomes et des mollusques non vecteurs de schistosomes.

L'identification des spécimens récoltés est basée sur deux critères : les critères conchyliologiques et l'anatomie de l'appareil reproducteur. Pour certaines espèces, les deux critères complémentaires sont nécessaires. Par contre, pour d'autres, les caractéristiques de la coquille seules suffisent.

Dans notre étude, on s'intéressera dans un premier temps à l'identification des espèces récoltées à partir des critères de la morphologie externe de la coquille. Dans un second temps, nous ferons l'étude de l'anatomie du système reproducteur de plusieurs espèces récoltées de pulmonés et nous ferons l'anatomie comparée de ces systèmes reproducteurs avec les systèmes reproducteurs d'autres espèces proches existant dans le continent africain ou ailleurs.

### *I. Description de la coquille*

#### *A. Protocole expérimental*

Les spécimens des mollusques utilisés pour ce travail proviennent de cinq sites : une espèce dans le barrage Okpara à Parakou, une espèce dans le lac Dhati à Sè dans le Mono, quatre espèces dans le lac Toho-Todougba à Pahou, une espèce au niveau de la deuxième carrière de sable à Pahou et une espèce dans le site de Sô-Ava. Le protocole expérimental utilisé pour cette étude descriptive est de type classique. Par site d'échantillonnage, nous avons sélectionné une dizaine de mollusques (parfois plus) de grande taille pour chaque espèce récoltée, nous avons relevé les tailles de ces mollusques. L'étude descriptive proprement dite est précédée de la phase de nettoyage. Selon qu'il s'agit des mollusques Pulmonés ou des mollusques Prosobranches, la technique utilisée a légèrement varié (voir Partie I : Matériel et Méthodes).

Au niveau des mollusques Pulmonés, la récupération des coquilles se fait concomitamment avec la phase de description de l'anatomie de l'appareil reproducteur (voir

protocole expérimental ci-dessous). Les coquilles sont trempées dans une solution de javel pendant 24 à 48 heures nécessaires à l'élimination des toutes les impuretés. Ces coquilles sont ensuite séchées, photographiées et examinées à la loupe.

Au niveau des Prosobranches, les spécimens sélectionnés sont rincés à l'eau courante et sont bouillis pendant quelques minutes (5 à 10 mm). Il sont ensuite récupérés dans une passoire dans de l'eau fraîche où l'opercule et la coquille sont isolés de la partie musculaire et sont également nettoyés à l'eau de javel, séchés, photographiés et examinés.

L'identification de nos récoltes est faite à l'aide de la clé de détermination mise au point par Brown (1994).

## **B. Résultats**

### *1. Identification et description morphologique des coquilles*

Selon la clé de détermination de Brown (1994), onze espèces, composées de mollusques Pulmonés et de mollusques Prosobranches, ont été identifiées. Les caractéristiques morphologiques de leurs coquilles sont présentées ci-dessous.

#### *1.1. Les mollusques Pulmonés*

Les mollusques Pulmonés sont caractérisés par une coquille dépourvue d'opercule (membrane lamellaire qui obstrue l'aperture ou ouverture de la coquille). Nous en avons identifié sept espèces réparties dans quatre genres. Il s'agit du genre *Bulinus* avec *B. forskalii*, *B. globosus*, *B. truncatus*, du genre *Lymnaea* avec *L. natalensis*, du genre *Physa* avec *Physa sp.*, du genre *Biomphalaria* avec *B. pfeifferi* et du genre *Indoplanorbis* avec l'espèce *I. exustus*.

*a. Le genre Bulinus* : de façon générale, les spécimens du genre *Bulinus* sont caractérisés par une coquille de forme conique, sénestre, spiralée et finement striée (à la loupe). Nous distinguons, au Bénin, trois espèces :

- L'espèce *B. forskalii* qui est caractérisée par une coquille allongée et fine avec 5 à 7 spires variables selon la taille du l'individu (Figure 28A).
- L'espèce *B. globosus* qui a une coquille de forme globuleuse modérément spiralée (3 à 5 spires) (Figure 28B).
- L'espèce *B. truncatus* qui est caractérisée par une coquille globuleuse à aperture (ouverture de la coquille) concave et large (Figure 28C).

b. Le genre *Lymnaea* : les limnées sont caractérisées par une coquille dextre, lisse et à apex (sommet de la coquille) pointu. Aucun critère morphologique ne nous a permis de spécifier l'espèce. Toutefois nous attribuons nos spécimens à l'espèce *L. natalensis* (Figure 28D) qui est la seule largement répandue en Afrique (Brown, 1994).

c. Le genre *Physa* : les physes sont des espèces de mollusques à coquille lisse, sénestre et à apex pointu. On remarque un polymorphisme au niveau des coquilles des spécimens récoltés dans plusieurs sites et même au sein des individus d'un même site. Il nous est alors difficile de les spécifier et nous les plaçons sous *Physa sp* (Figure 28E).

d. Le genre *Biomphalaria* : l'espèce présente au Bénin est *B. pfeifferi* caractérisée par une coquille plane, discoïde, spiralée et convexe de taille relativement moyenne. La partie ombilicale fait environ le tiers du diamètre de la coquille. L'aperture (ouverture de la coquille) est de forme régulière (Figures 28F1 et 28F2).

e. Le genre *Indoplanorbis* : le genre *Indoplanorbis*, représenté par une seule espèce, *I. exustus*, est caractérisé par une coquille plane, discoïde, spiralée, convexe et de grande taille. L'aperture est généralement irrégulière et plus épaisse que le reste de la coquille (Figures 28G1 et 28G2).

## 1.2. Les mollusques Prosobranches

Ces mollusques sont caractérisés par la présence d'opercule. Quatre genres regroupés en deux familles (Thiaridae et Ampularidae) ont été identifiés.

a. Le genre *Melanooides* : le genre *Melanooides* se distingue par une coquille dextre, spiralée, de forme conique, allongée et généralement ornée. L'espèce *M. tuberculata* récoltée est caractérisée par une sculpture fine (Figure 29A).

b. Le genre *Potadoma* : les spécimens du genre *Potadoma* ont une coquille conique, dextre, allongée et robuste, de couleur homogène. La qualité des photographies de Brown (1994) ne nous permet pas de spécifier nos spécimens qui sont de couleur blanchâtre (Figure 29B).

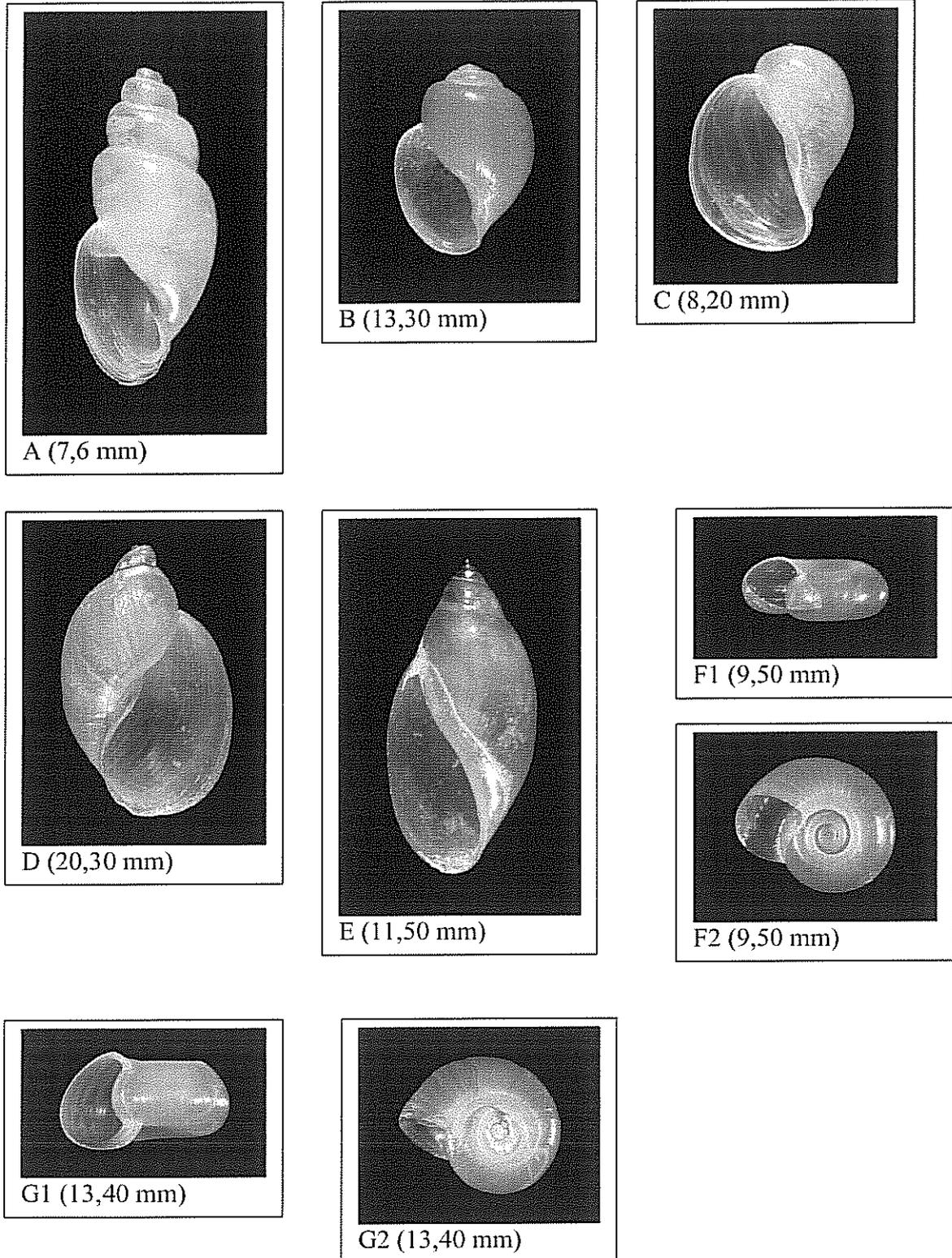
c. Le genre *Lanistes* : Nos spécimens sont identifiés à *L. varicus* à cause des caractéristiques suivantes : une coquille de grande taille, subglobuleuse, spiralée mais à spire n'atteignant pas le 1/3 de la hauteur de la coquille et, à enroulement sénestre (Figure 29C).

d. Le genre *Cleopatra* : les spécimens récoltés s'apparentent à l'espèce *C. guillemei*. Cette espèce est caractérisée par une coquille globuleuse, de taille relativement petite, à enroulement dextre. La coquille est faite de la superposition des bandes blanchâtre et rougeâtre (Figure 29D).

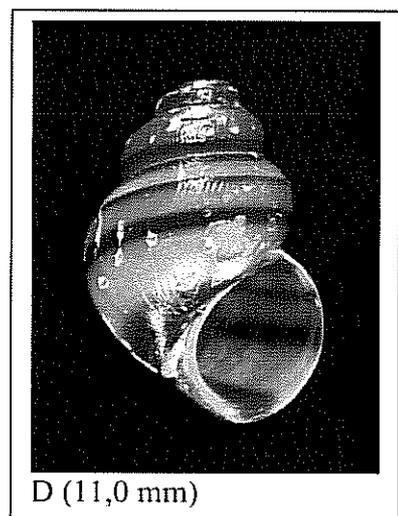
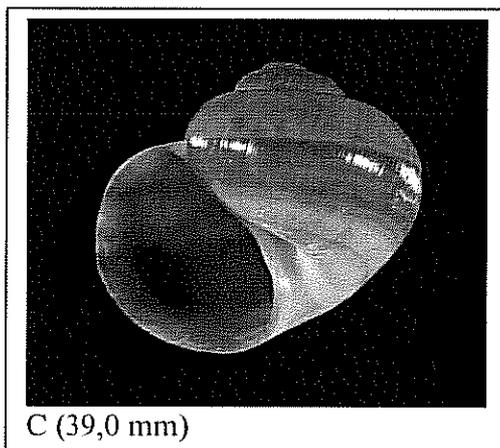
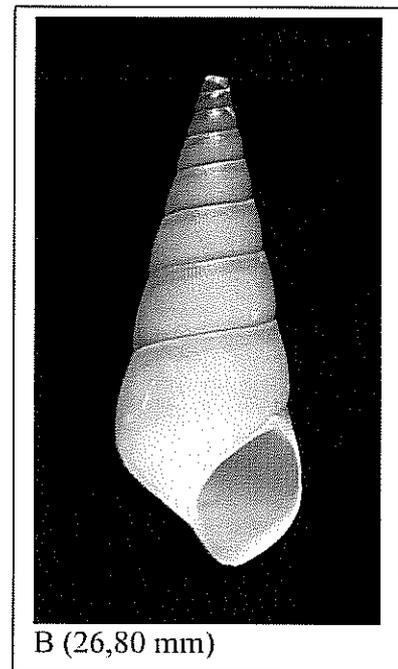
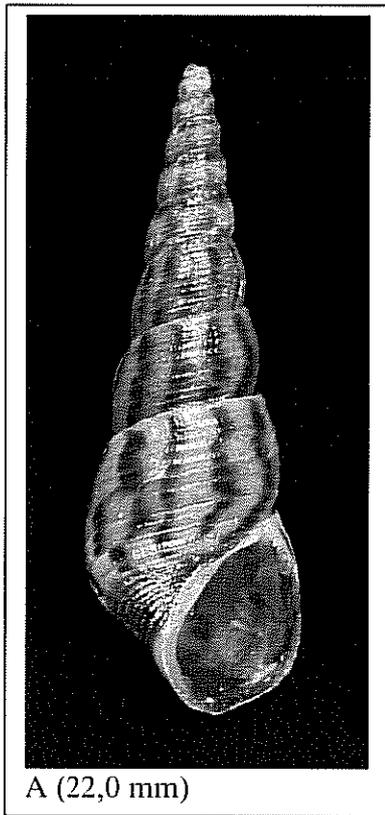
Les mensurations des spécimens des différentes espèces de mollusques récoltées sont récapitulées dans le tableau 11. Ce tableau indique les valeurs limites (minimum et maximum) de la taille (mollusques de forme conique) ou du diamètre (mollusques de formes plane) des mollusques, la moyenne arithmétique ainsi que l'écart standard. Ces mollusques ont été utilisés soit pour la description morphologique soit pour l'étude de l'anatomie de l'appareil reproducteur (mollusques Pulmonés).

**Tableau 11** : Mensuration des mollusques utilisés pour la description de chaque espèce. M= moyenne des mesures, ES= écart standard, N= nombre de spécimens mesurés ou disséqués pour la description morphologique et anatomique

	Espèce	Site	Diamètre ou hauteur		
			N	Limites (mm)	M ± ES (mm)
Mollusques	<i>B. forskalii</i>	Sô-Tchanhoué	30	7,20 - 16,10	10,39 ± 0,37
Pulmonés	<i>B. globosus</i>	Toho-Todougba	40	9,60 - 14,25	12,67 ± 0,16
	<i>B. truncatus</i>	Barrage Okpara	10	6,0 - 10,10	8,40 ± 0,36
	<i>L. natalensis</i>	Lac Dhati	20	7,2 - 9,45	8,32 ± 0,41
	<i>Physa sp</i>	Sô-Ava	20	6,40 - 7,25	7,10 ± 0,47
	<i>B. pfeifferi</i>	Toho-Todougba	30	7,50 - 13,45	10,75 ± 0,27
	<i>I. exustus</i>	Pahou	40	11,05 - 18,15	16,22 ± 0,29
Mollusques	<i>M. tuberculata</i>	Toho-Todougba	113	18,00 - 21,50	20,20 ± 0,10
Prosobranches	<i>Potadoma sp.</i>	Savè Okpara	06	18,40 - 24,60	22,30 ± 0,93
	<i>L. varicus</i>	Toho-Todougba	50	32,50 - 65,40	41,87 ± 0,98
	<i>C. guillemei</i>	Savè Okpara	04	9,50 - 11,00	10,18 ± 0,29



**Figure 28 :** Photographie des coquilles des différentes espèces de mollusques Pulmonés récoltés au Bénin. A : *B. forskalii* de Sô-Tchanhoué (vue de face), B : *B. globosus* de Toho-Todougba (vue de face), C : *B. truncatus* du barrage Okpara à Parakou (vue de face), D : *L. natalensis* du lac Dhati (vue de face), E : *Physa* sp de Sô-Ava (vue de face), F1 : *B. pfeifferi* de Toho-Todougba (vue de profil), F2 : *B. pfeifferi* de Toho-Todougba (vue de face), G1 : *I. exustus* de la carrière de sable 1 de Pahou (vue de profil) et G2 : *I. exustus* de la carrière de sable 1 de Pahou (vue de face). Entre parenthèses, la taille du spécimen utilisé pour la réalisation de la photo



**Figure 29** : Photographie des espèces de mollusques Prosobranches récoltés au Bénin. A : *M. tuberculata* de Toho-Todougba (vue de face), B : *Potadoma sp* de Savè Okpara (vue de face), C : *L. varicus* de Toho-Todougba (vue de face) et D : *Cleopatra guillemei* de Savè Okpara (vue de face)

## *II. Description de l'anatomie de l'appareil reproducteur*

Les mollusques gastéropodes présentent des critères conchyliologiques propres qui permettent de les discriminer. Cependant, ces critères paraissent insuffisants pour séparer deux espèces de même genre ou deux genres de même famille, notamment chez les Pulmonés. Les caractéristiques de la morphologie externe des coquilles sont alors complétées par d'autres critères tel que l'anatomie de l'appareil reproducteur.

La description de l'anatomie de l'appareil reproducteur n'a ainsi été réalisée qu'au niveau des mollusques Pulmonés. Le système reproducteur des Prosobranches constitue un mauvais critère de discrimination, contrairement à celui des mollusques Pulmonés. De plus, la description de l'anatomie de l'appareil reproducteur chez les Prosobranches nécessite une technique particulière à laquelle leur structure coquillière ne se prête pas.

### *A. Protocole expérimental*

Le processus de mise en œuvre de l'anatomie de l'appareil reproducteur des mollusques est complexe et constitué de plusieurs étapes : anesthésie et fixation du mollusque, conservation, dissection, réalisation des dessins et identification.

Tous les types de mollusques Pulmonés récoltés dans tous les sites prospectés ont été examinés. Par site et par catégorie de mollusques, 20 à 30 individus adultes sont sélectionnés et placés, après la prise de leurs mensurations, dans des bocaux de 25 à 30 ml de volume environ remplis d'eau de forage à 25°C et quelques pastilles (5 à 7 selon la grosseur du matériel biologique) de menthol. Les bocaux sont ensuite recouverts et abandonnés durant 8 à 10 heures (selon la grosseur du matériel biologique). Le produit utilisé permet de relaxer les mollusques et de les anesthésier. Les mollusques ainsi endormis sont placés dans une passoire et sont dans un premier temps trempés dans de l'eau chaude (70°C) durant 30 à 40 minutes (selon la grosseur des mollusques) puis refroidis rapidement à l'eau courante. L'animal est retiré délicatement de sa coquille. La coquille est trempée dans la solution d'eau de javel pour l'étude des critères morphologiques comme précédemment indiquée.

Le mollusque ainsi retiré de sa coquille est fixé pendant au moins deux jours (48 heures) dans le liquide de Railliet Henry. Après ce temps dans la solution, le matériel fixé peut être disséqué. La dissection est réalisée sous une loupe binoculaire munie de dispositif de dessin (chambre claire). Il s'agit de mettre en évidence la structure des organes génitaux. Les

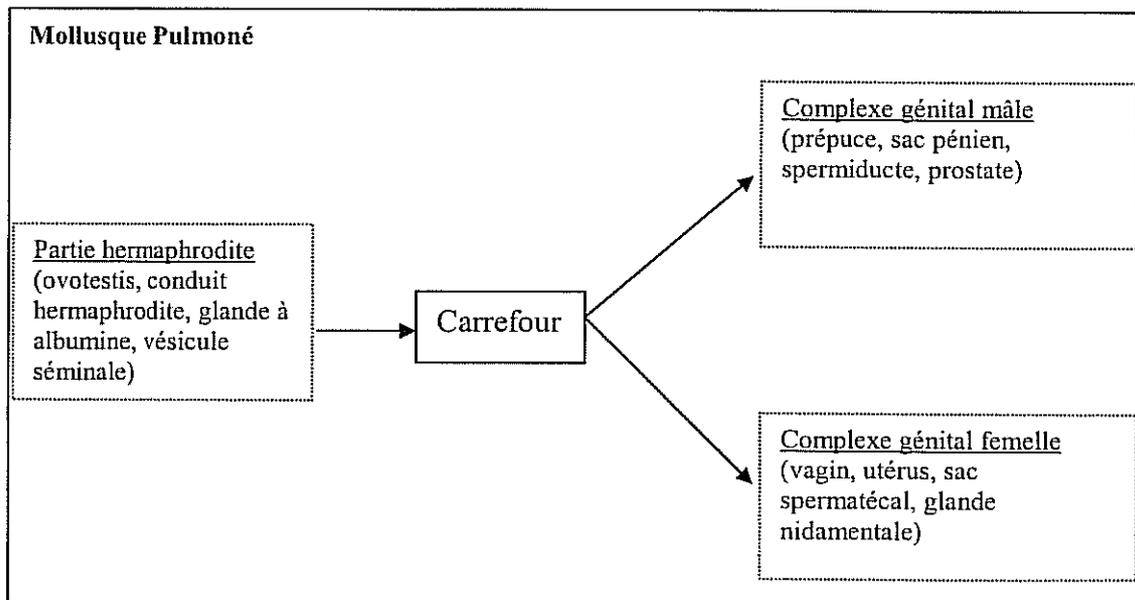
différents dessins réalisés au niveau des spécimens de chaque type de mollusques sont comparés entre eux et aux travaux réalisés par Malek (1985), Malek & Cheng (1974), Paraense & Pointier (2003), Pointier *et al.* (2002) et Pointier *et al.* (2004a et b).

## B. Résultats

Nous avons pu réaliser l'anatomie complète de 5 des 7 espèces de mollusques Pulmonés récoltées au Bénin dont l'anatomie de trois vecteurs de schistosomes, *B. globosus*, *B. pfeifferi* et *I. exustus* et celle de deux autres pulmonés, non vecteurs de schistosomes, que nous identifions à *Physa sp* et à *L. natalensis*.

### 1. Description générale de l'appareil reproducteur des mollusques Pulmonés

De façon générale, l'anatomie de l'appareil reproducteur des différentes espèces examinées est bâtie sur le même plan d'organisation avec trois parties : la partie hermaphrodite, le complexe génital mâle et le complexe génital femelle. Schématiquement, le système reproducteur des mollusques Pulmonés peut être représenté par la figure 30.



**Figure 30 :** Schéma du plan d'organisation générale du système reproducteur chez les mollusques Pulmonés

Les organes hermaphrodites sont l'ovotestis, le conduit hermaphrodite, la glande à albumine et la vésicule séminale. Les organes du complexe génital mâle sont le prépuce, le

sac pénien, le spermiducte et la prostate. Le complexe génital femelle est composé du vagin, de l'utérus, du sac spermatécal et de la glande nidamentale.

## 2. Particularités

Sur le plan spécifique, les différences anatomiques permettent de séparer deux espèces apparemment semblables morphologiquement. Trois organes ont retenu notre attention pour cette étude: le complexe pénial, la prostate et le complexe vaginal. L'analyse comparée de l'anatomie des 5 espèces *B. globosus*, *L. natalensis*, *Physa acuta*, *B. pfeifferi* et *I. exustus*, présentes au Bénin, se présente de la façon suivante.

### 2.1. Anatomie de l'appareil reproducteur de *B. globosus*

Les spécimens *B. globosus* se distinguent par la prostate de forme rénale avec de nombreux diverticules évoluant de façon divergente de la lumière vers la périphérie. L'ovotestis est fait des cellules de grande taille relativement peu nombreuses, la prostate est réniforme avec de nombreux diverticules, le prépuce est développé et se différencie très nettement du sac pénien moins long que le prépuce, le vagin est long avec une poche vaginale très réduite et un réceptacle séminal bien détaché de l'utérus (Figure 31). Il est à signaler que nous n'avons pas pu réaliser l'anatomie de l'appareil reproducteur de *B. forskalii* et de *B. truncatus* et qu'aucune représentation schématique de ces anatomies ne figure dans la bibliographie, à notre connaissance.

### 2.2. Anatomie de *L. natalensis*

L'anatomie de l'appareil reproducteur de *L. natalensis* est caractérisée par un ovotestis peu développé avec de grosses cellules ovulaires peu nombreuses. La glande à albumine bien développée cache l'observation du carrefour. Le sac pénien, très réduit, est 4 fois environ moins long que le prépuce. La prostate est lancéolée de couleur jaune avec peu de diverticules en amas. Le vagin est très court avec un réceptacle séminal développé relié à l'utérus par un long canal, la poche vaginale est absente (Figure 32).

### 2.3. Anatomie de l'appareil reproducteur de *Physa sp*

Nous n'avons pas pu spécifier l'espèce mais l'anatomie réalisée sur les spécimens du site de Sô-Ava présentent les caractéristiques anatomiques suivantes : l'ovotestis est formé de

nombreuses cellules ovulaires disposées en grappe, la prostate est réduite avec des diverticules peu nombreux également disposés en grappe. Le prépuce est développé et se sépare nettement du sac pénien. Prépuce et sac pénien sont de longueurs sensiblement égales. On note la présence d'une structure glandulaire au niveau du prépuce (glande prépucciale). La partie génitale femelle est très contractée avec un vagin et un utérus peu développés. Le réceptacle séminal est nettement séparé de l'utérus par un canal relativement long (Figure 33).

#### 2.4. L'anatomie de l'appareil reproducteur de *B. pfeifferi*

L'espèce *B. pfeifferi* est caractérisée par plusieurs aspects : l'ovotestis est fait de nombreuses cellules ovulaires en amas. Le pénis est peu développé avec une longueur supérieur ou égale à celle du sac pénien. La prostate, allongée, est étalée sur l'utérus et la glande mucinale. Elle est composée de nombreux diverticules bifurqués et disposés sur une seule rangée. Le vagin est également peu développé avec la présence d'une fente (poche vaginale) (Figure 34).

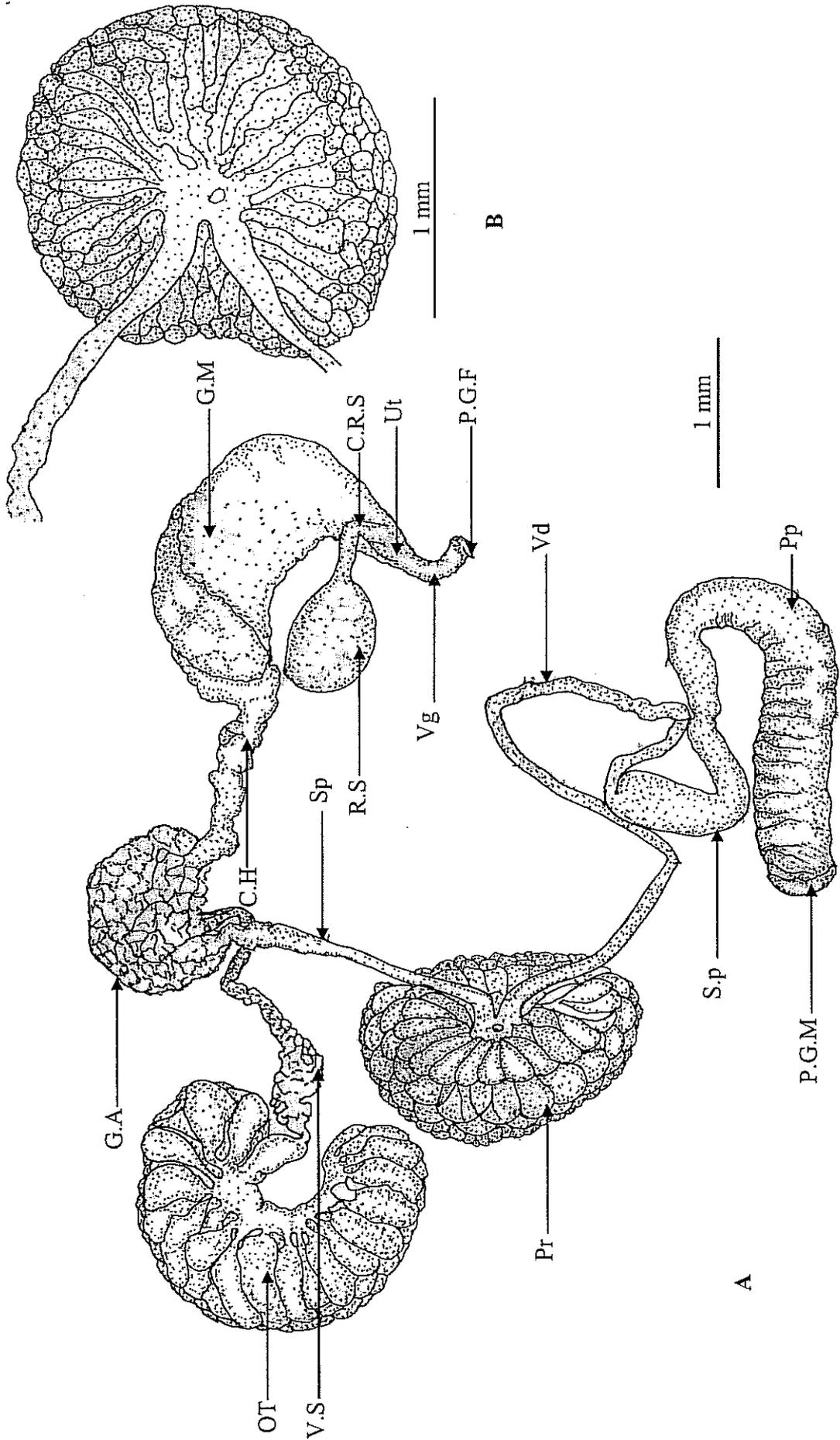
#### 2.5. Anatomie de l'appareil reproducteur de *I. existus*

L'appareil reproducteur est caractérisé par un sac pénien bien développé faisant plus de 4 fois la longueur du pénis. La prostate est développée, réniforme et formée de nombreuses cellules groupées. Le vagin et l'utérus sont allongés et développés. Le réceptacle séminal est peu développé et relié au vagin par un court canal. La glande mucinale est très développée (Figure 35).

L'analyse comparative des différents traits distinctifs de l'anatomie de l'appareil reproducteur des différentes espèces de mollusques pulmonés d'origine béninoise et de trois autres (*L. columella*, *H. duryi* d'origine française et *B. glabrata* d'origine brésilienne) est récapitulée dans le tableau 12.

**Tableau 12** : Anatomie comparée du système reproducteur de quelques mollusques d'eau douce. (Lp) : Longueur du pénis et (Lsp) : longueur du sac pénien. Les caractéristiques de l'anatomie permettant de reconnaître deux espèces d'un même genre sont soulignées, (\*) : espèce empruntée pour étude comparative

Forme Coquille	Espèce	Complexe pénial		Prostate		Complexe vaginal	
		Comparaison Lp et Lsp	Forme pénis	Forme	Diverticules	vagin	Poche vaginale
Coquille conique	<i>B. globosus</i> (Bénin)	Lp supérieur à Lsp	Cylindrique, développé et bien distinct du sac pénien	Réniforme	Nombreux, partant d'un seul point	Cylindrique, long avec glande nidamentale développée	Très réduite
	<i>P. acuta</i> (Bénin)	Lp supérieur à Lsp	Cylindrique, bien développé et bien distinct du sac pénien ; présence de la glande prépucciale	Très petite en grappe	Peu nombreux en grappe	Peu développé	Très réduite
	<i>L. natalensis</i> (Bénin)	Lp très supérieur à Lsp (Lp=3Lsp)	Cylindrique, très petit et distinct du sac pénien	Forme d'une poche, jaune	Peu nombreux amassés	Court	Absente
	<i>L. columella</i> * (France)	Lp très supérieur à Lsp (Lp=3Lsp)	Cylindrique, très petit et distinct du sac pénien	Lancéolée, fine et transparente (peu perceptible)	Peu nombreux non amassés	Court	Absente
Coquille plane	<i>B. pfeifferi</i> (Bénin)	Lp sensiblement égal à Lsp	Cylindrique et bien distinct du sac pénien	Allongée et étalée sur 1/2 ou 1/3 de l'utérus	Nombreux, bifurqués et disposés en une rangée	Cylindrique et court	Peu développée
	<i>B. glabrata</i> * (Brésil)	Lp inférieur à Lsp	Cylindrique et bien distinct du sac pénien	Allongée et étalée sur tout l'utérus	Très nombreux disposés en deux rangées	Cylindrique, long avec poche vaginale	Développée à droite du conduit spermatécal
	<i>I. exustus</i> (Bénin)	Lp très inférieur à Lsp (Lsp=4Lp)	Cylindrique, développé et distinct du sac pénien très long	Réniforme, développée (cf. <i>Bulinus</i> )	Nombreux divergents	Allongé	Peu développée
	<i>H. duryi</i> * (France)	Lp sensiblement égal à Lsp	Cylindrique, rabougrie avec présence du conduit de prépuce (canal prépuccial)	Presque réniforme	Nombreux amassés	Allongé	Développée



**Figure 31** : Anatomie de l'appareil reproducteur de *B. globosus* (Pr : Prostate, G.M : Glande mucinale, R.S : Réceptacle Séminal, Ut : Utérus, Vg : Vagin, Sp : Spermiducte, Ca : Carrefour, C.H : Canal du Réceptacle Séminal, V.S : Vésicule Séminal, C.R.S : Canal du Réceptacle Séminal, G.A : Glande de l'Albumine, G.P : Glande prépuce, M.P : Muscle Pénien, P.G.M : Pore Génital Mâle, OT : Oviducte, Pp : Prépuce, S.P : Sac Pénien, Vd : Vas deferens) (A) et Prostate au fort grossissement (B)

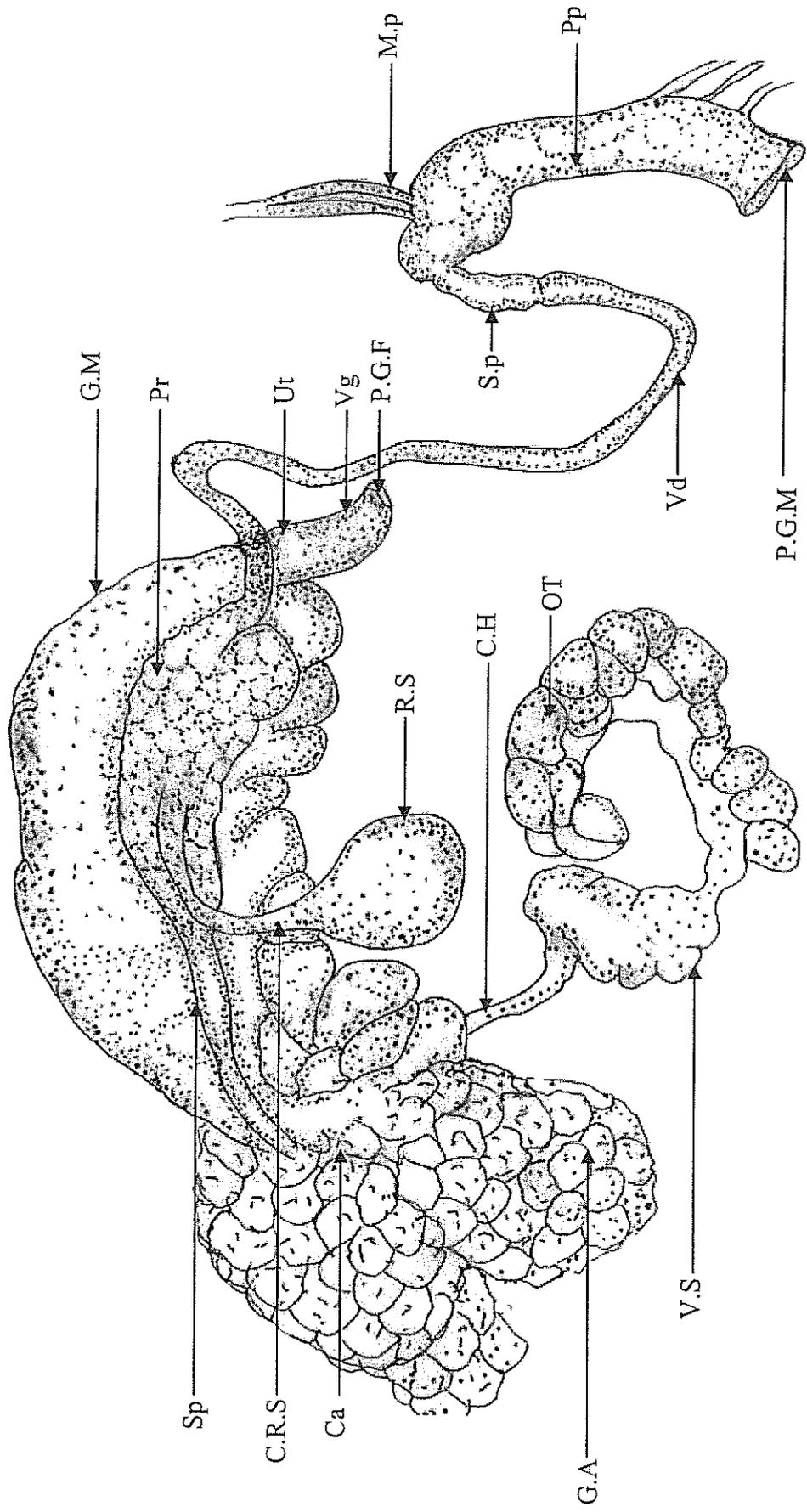
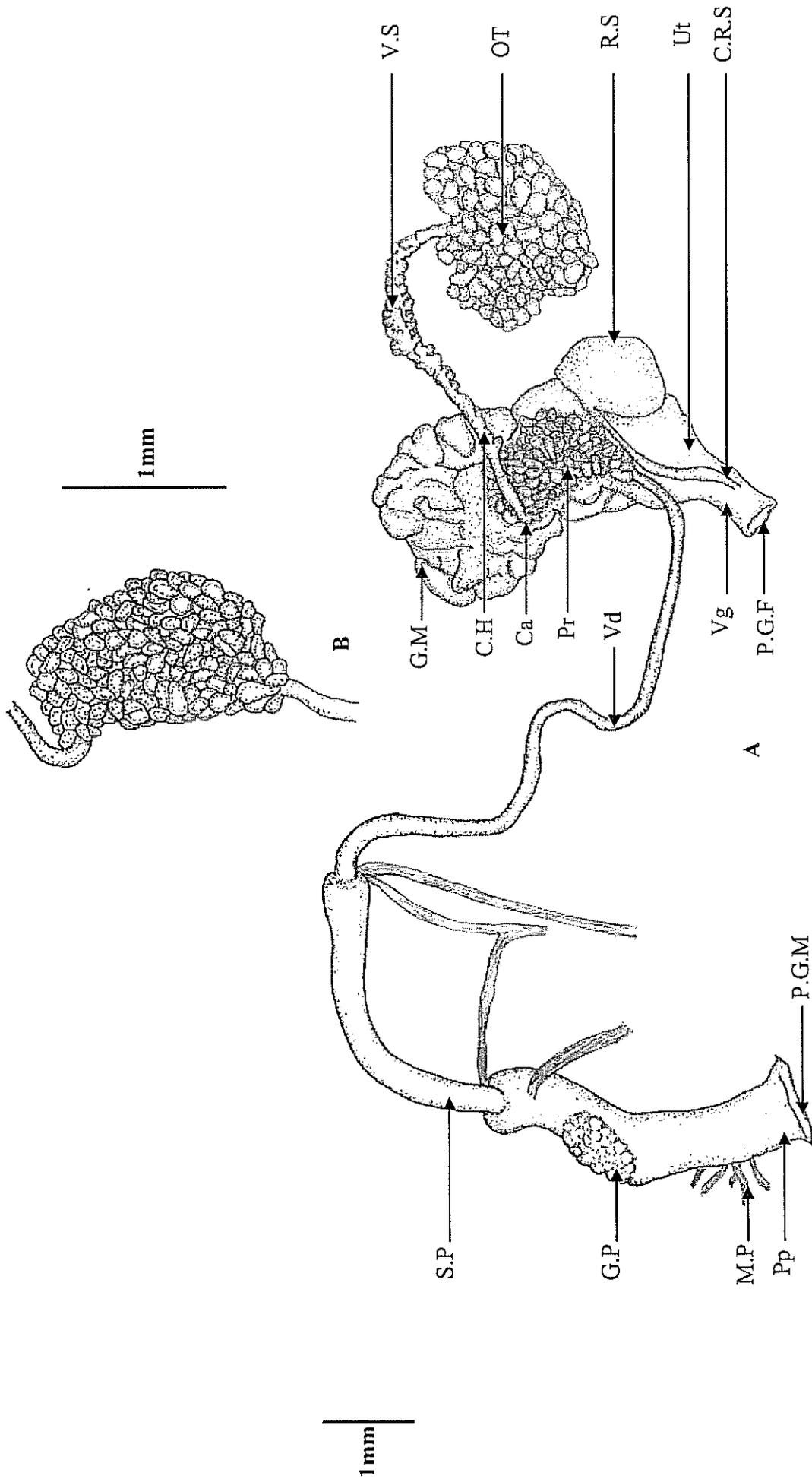
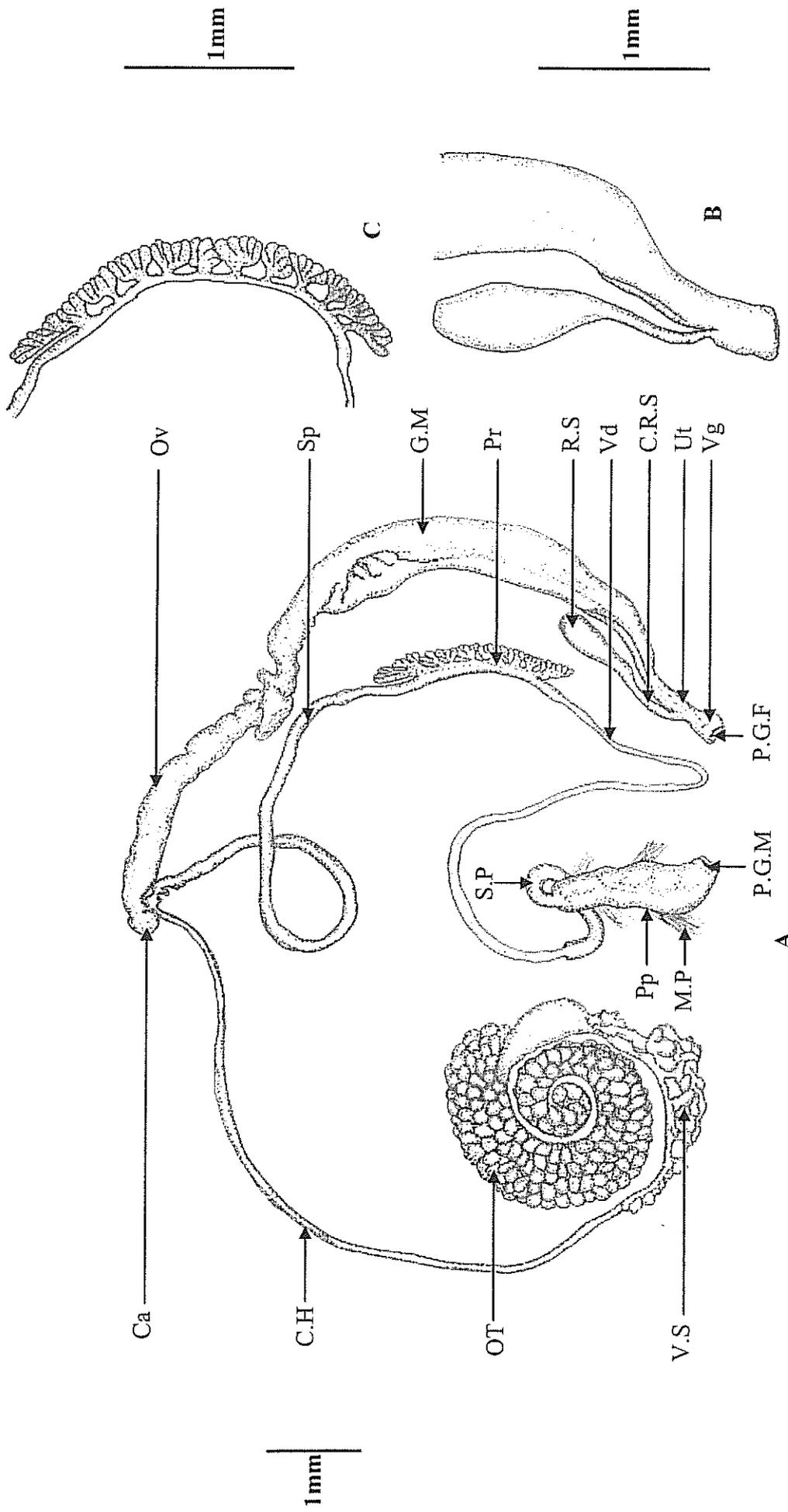


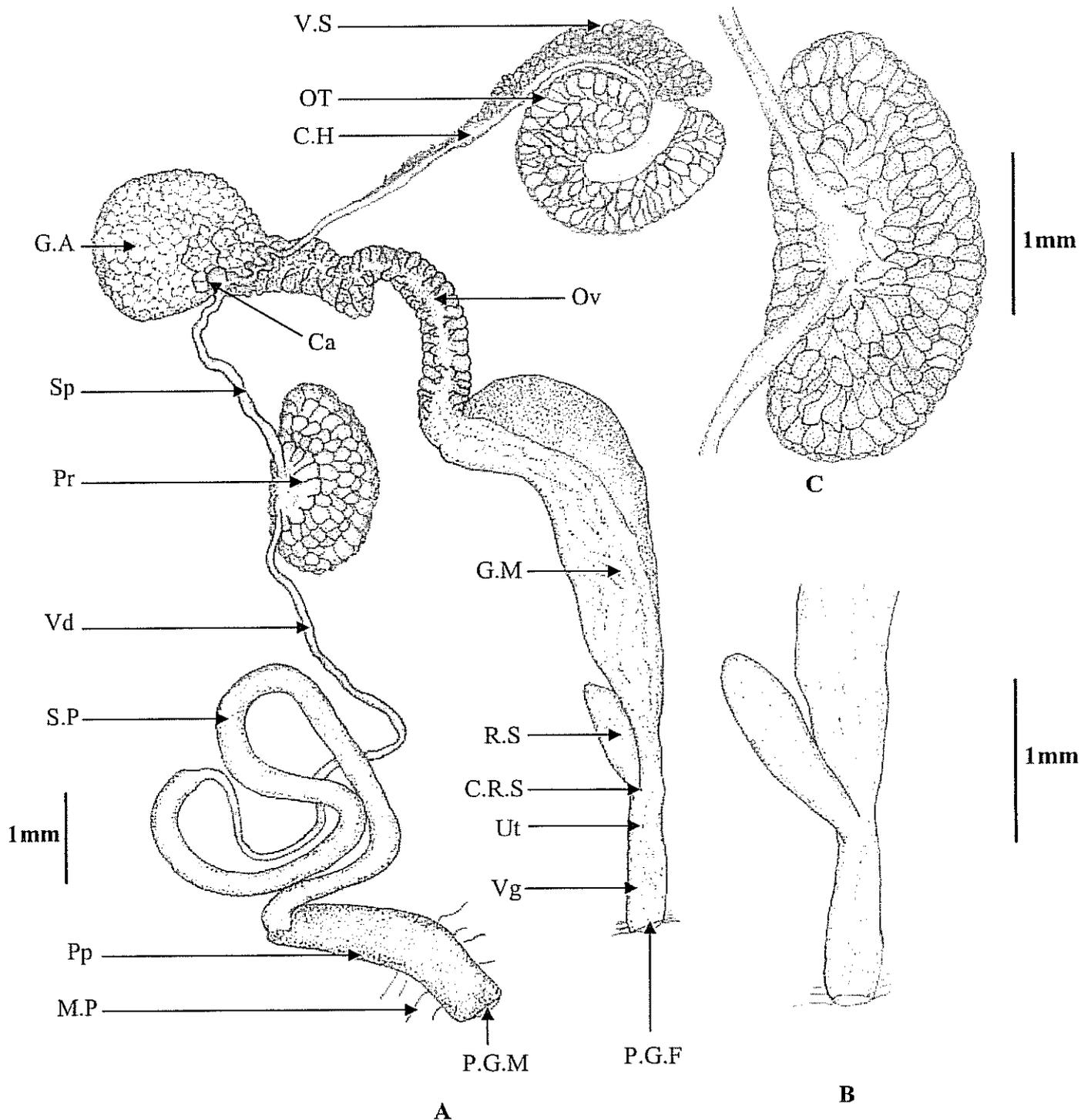
Figure 32 : Anatomie de l'appareil reproducteur de *L. natalensis* (Pr : Prostate, G.M : Glande mucinale, R.S : Réceptacle Séminal, Ut : Utérus, Vg : Vagin, Sp : Spermiducte, Ca : Carrefour, C.H : Canal Hermaphrodite, V.S : Vésicule Séminal, C.R.S : Canal du Réceptacle Séminal, G.A : Glande de l'Albumine, G.P. : Glande prépuce, M.P : Muscle Pénien, P.G.M : Pore Génital Mâle, OT : Ovotestis, Ov : Oviducte, Pp : Prépuce, S.P : Sac Pénien, Vd : Vas deferens)



**Figure 33** : Anatomie de l'appareil reproducteur de *Physa sp.* (Pr : Prostate, G.M : Glande mucinale, R.S : Réceptacle Séminal, Ut : Uterus, Vg : Vagin, Sp : Spermiducte, Ca : Carrefour, C.H : Canal Hermaphrodite, V.S : Vésicule Séminal, C.R.S : Canal du Réceptacle Séminal, G.A : Glande de l'Albumine, G.P. : Glande prépuce, M.P : Muscle prépuce, P.G.M : Pore Génital Mâle, OT : Ovotestis, Ov : Oviducte, Pp : Prépuce, S.P : Sac Pénien, Vd : Vas deferens) (A) et Prostate au fort grossissement (B)



**Figure 34** : Anatomie de l'appareil reproducteur de *Biomphalaria pfeifferi* (Ca : Carrefour, C.H : Canal Hermaphrodite, C.R.S : Canal du Réceptacle Séminal, G.A : Glande de l'Albumine, G.M : Glande mucinale, M.P : Muscle Pénien, OT : Oviducte, Ov : Ovide, Pp : Prépuce, Pr : Prostata, P.G.M : Pore Génital Mâle, R.S : Réceptacle Séminal, S.P : Sac Pénien, Sp : Spermiducite, S.P : Sac Pénien, Ut : Utérus, Vd : Vas deferens, Vg : Vagin, V.S : Vésicule Séminal) (A), Organe reproducteur femelle (B) et Prostata au fort grossissement (C)



**Figure 35** : Anatomie de l'appareil reproducteur de *Indoplanorbis exustus* (Ca : Carrefour, C.H : Canal Hermaphrodite, C.R.S : Canal du Réceptacle Séminal, G.A : Glande de l'Albumine, G.M : Glande mucinale, M.P : Muscle Pénien, OT : Ovotestis, Ov : Oviducte, P.G.M : Pore Génital Mâle, Pp : Prépuce, Pr : Prostate, R.S : Réceptacle Séminal, Sp : Spermiducte, S.P : Sac Pénien, Ut : Utérus, Vd : Vas deferens, Vg : Vagin, V.S : Vésicule Séminal) (A), Organe reproducteur femelle (B) et Prostate au fort grossissement (C)

### III. Discussion

La taxinomie des mollusques est sujette à de nombreuses controverses et est en perpétuel remaniement. Afin de se référer aux données les plus actuelles, nous utiliserons dans notre travail la classification publiée dans PubMed (source : <http://www.ncbi.nlm.nih.gov/Taxonomy/Browser/>).

D'après PubMed, et selon les critères des spécimens récoltés, nous identifions onze espèces de mollusques d'eau douce toutes de la classe des Gasteropoda et réparties en deux ordres (Tableau 13) : 7 espèces dans l'ordre des Pulmonata et 4 prosobranches placés dans l'ordre des Sorbeoconcha. Les 7 espèces de Pulmonata appartiennent à 3 familles et 7 genres. Les quatre prosobranches sont représentés par *M. tuberculata*, *C. guillemei* et *Potadoma sp* appartenant à la famille des Thiaridae et *L. varicus* de la famille des Ampularidae. Les positions taxinomiques des onze espèces sont résumées par le tableau 13.

**Tableau 13** : Classification des mollusques d'eau douce au Bénin

Classe	Ordre	Famille	Genre	Espèce			
Gasteropoda	Pulmonata	Planorbidae	<i>Bulinus</i>	<i>B. forskalii</i>			
				<i>B. globosus</i>			
				<i>B. truncatus</i>			
						<i>Biomphalaria</i>	<i>B. pfeifferi</i>
					<i>Indoplanorbis</i>	<i>I. exustus</i>	
				Lymnaeoidae	<i>Lymnaea</i>	<i>L. natalensis</i>	
				Physidae	<i>Physa</i>	<i>Physa sp</i>	
	Sorbeoconcha	Thiaridae		<i>Melanooides</i>	<i>M. tuberculata</i>		
				<i>Cleopatra</i>	<i>C. guillemei</i>		
				<i>Potadoma</i>	<i>Potadoma sp</i>		
				Ampularidae	<i>Lanistes</i>	<i>L. varicus</i>	

Notre étude permet d'apprécier la richesse de la faune malacologique du Bénin avec l'identification de onze espèces de mollusques composées de 7 espèces de Pulmonés et 4 espèces de Prosobranches. Les écosystèmes aquatiques béninois sont donc des milieux propices au développement des mollusques gastéropodes de tout genre. On y trouve plusieurs espèces de mollusques connues comme vectrices de parasites digènes, en l'occurrence les schistosomes. C'est le cas des espèces *B. forskalii*, *B. globosus* et *B. truncatus* dont l'efficacité dans la transmission des schistosomoses humaines et animales dans les pays limitrophes du Bénin, les autres pays de la zone CEDEAO et les autres pays de la partie ouest africaine a été prouvée (voir chapitre revue bibliographique CEDEAO). Les six espèces de schistosomes humains endémiques de la zone ouest africaine (*S. haematobium*, *S. mansoni*, *S.*

*guineensis*, *S. intercalatum*, *S. bovis* et *S. curassoni*). Toutes les conditions sont alors favorables à l'émergence des espèces des schistosomes existantes (*S. haematobium* et *S. mansoni*) et l'introduction et le maintien des espèces dont la présence n'a pas encore été signalé (*S. guineensis*, *S. intercalatum*, *S. bovis* et *S. curassoni*). De même, la présence d'une espèce exotique de mollusque, *I. exustus* que nous signalons de façon singulière, peut favoriser l'introduction des schistosomes du groupe *S. indicum* pour qui *I. exustus* constitue le principal hôte intermédiaire en Asie de sud-est.

*I. exustus* apparaît comme un mollusque à caractères intermédiaires que les seuls critères morphologiques ne permettent pas d'identifier sans ambiguïté. En effet, l'espèce d'une part, se rapproche de espèces du genre *Biomphalaria* et du genre *Helisoma* pour ses caractères conchyliologiques surtout lorsque ceux-ci sont à l'état juvénile ou sub-adulte (voir figures 28F1, 28F2, 28G1 et 28G2). D'autre part, l'anatomie de son appareil reproducteur le rapproche du genre *Bulinus* notamment de *B. globosus*. Sur le plan anatomique, *I. exustus* tout comme *B. globosus*, ont le complexe vaginal et le complexe pénien très développés. La prostate, dans les deux cas, est ramassée, réniforme avec de nombreux diverticules évoluant de façon divergente de la lumière vers la périphérie. Cependant, deux critères anatomiques permettent de différencier les deux espèces. Il s'agit du sac pénien plus long (quatre fois la longueur du prépuce) et le canal du réceptacle séminal très court chez *I. exustus* contrairement à *B. globosus* chez qui le sac pénien, bien que développé, est moins long que le prépuce et le canal du réceptacle séminal plus long. L'espèce *I. exustus* peut être aussi confondue avec l'espèce *Helisoma duryi* tant sur le plan de la morphologie externe de la coquille que sur le plan de l'anatomie de l'appareil reproducteur. Cependant, plusieurs critères au niveau de l'anatomie de leurs systèmes reproducteurs permettent de les différencier. L'anatomie du complexe pénial avec un court sac pénien, un court prépuce et la présence du canal prépuce caractérisent *H. duryi*, un prépuce long, un sac pénien très long et développé et le canal prépuce absent caractérise *Indoplanorbis*. Cette dernière a été récoltée dans plusieurs biotopes tant au nord qu'au sud du pays. Le caractère invasif que prend l'espèce (données de thèse), justifie la mise en place d'un programme de suivi et de contrôle des biotopes aquatiques. Notre étude suggère en outre la nécessité d'associer, à l'identification des mollusques Pulmonés par les critères morphologiques, l'anatomie de leur appareil reproducteur.

## CONCLUSION PARTIE II

Cette étude révèle l'importance de l'endémicité des schistosomes humaines et animales dans la zone ouest africaine d'abord dans l'espace de la Communauté des Etats de l'Afrique de l'Ouest (CEDEAO) et de façon particulière au Bénin. Sur 12 espèces signalées, 6 sont rencontrées dans la zone CEDEAO. Il s'agit de *S. haematobium*, *S. mansoni*, *S. guineensis*, *S. intercalatum* au niveau des humains et *S. bovis* et *S. curassoni* chez les animaux sauvages ou d'élevage. Dans cette zone, deux remarques sont à noter : (1) la forte représentativité des schistosomes du groupe *S. haematobium* (5 espèces sur 8 signalées) et (2) la forte représentativité des schistosomes de formes humaines (4 espèces sur 8 présentes).

Les investigations menées à ce jour au Bénin mentionnent deux formes humaines de schistosomes (*S. haematobium* et *S. mansoni*). Cependant, le Bénin est géographiquement situé dans un environnement qui paraît favorable à toutes les espèces de schistosomes révélées dans la zone CEDEAO. Mieux, le pays abrite les mollusques connus comme vecteurs des différentes parasitoses. Nos résultats ont révélés la présence d'au moins cinq espèces de mollusques potentiellement vecteurs de schistosomes à travers les 35 sites prospectés. A part l'espèce *B. truncatus* retrouvée dans le seul site situé à Parakou au nord, les autres espèces (*B. forskalii*, *B. globosus*, *B. pfeifferi*) partagent des biotopes divers et se retrouvent au nord comme dans le sud du pays. La cinquième espèce de mollusque est *I. exustus* que nous signalons pour la première fois. Aucun cas d'infestation n'a été découvert sur cette espèce exotique considérée pourtant comme le principal hôte intermédiaire des schistosomes rencontrés chez les animaux domestiques sud-est asiatiques. Ces résultats, bien que très indicatifs de l'état épidémiologique des schistosomes au Bénin, méritent donc d'être validés par les investigations à l'échelle nationale à la faveur d'un programme de recherche centré sur endémie bilharzienne.

*PARTIE III : ECOLOGIE DES INTERACTIONS HOTE-  
PARASITE*

## *INTRODUCTION*

Les schistosomes sont des parasites digènes nécessitant deux hôtes pour se maintenir dans un milieu donné : un hôte intermédiaire mollusque et un hôte définitif vertébré. Il existe donc deux systèmes hôte-parasite, mollusque-schistosome et vertébré-schistosome dans lesquels de multiples interactions hôte-parasite peuvent prendre place.

Cette partie sur l'écologie des interactions hôte-parasite sera ainsi composée de deux sous-parties. La première sous-partie concernera l'écologie des interactions mollusque-schistosome au niveau de différents systèmes hôte-parasite. La deuxième sous-partie concernera l'écologie des interactions vertébré-schistosome au niveau de différents systèmes hôte-parasite.

*SOUS-PARTIE 1 : ECOLOGIE DES INTERACTIONS  
MOLLUSQUE- SCHISTOSOME*

## INTRODUCTION

Les interactions qu'il peut y avoir au sein des systèmes mollusque-schistosome déterminent les traits d'histoire de vie à la fois du parasite et de son hôte mollusque. Ces traits d'histoire de vie peuvent être définis comme un ensemble de caractéristiques comportementales, physiologiques et anatomiques qui a coévolué sous la pression de la sélection naturelle, en réponse à un problème écologique particulier (Stearns, 1992 *in* Boissier, 2001). Sur l'ensemble des traits d'histoire de vie étudiés par les différents auteurs et recensés par Boissier *et al.* (1999), ceux correspondant à des interactions mollusque-schistosome sont, pour le parasite, la durée de la période prépatente chez le mollusque, l'infectivité des miracidiums et la production cercarienne, et pour le mollusque, la croissance, la reproduction et la survie. C'est l'ensemble de ces traits de vie que nous avons analysés dans cette sous-partie.

Concernant les traits d'histoire de vie du parasite, la période prépatente sera considérée comme la durée de développement du parasite qui se situe entre l'infestation du mollusque et le jour de la première libération des larves du parasite par le mollusque. L'infectivité des miracidiums est définie comme le taux d'infestation chez le mollusque, c'est-à-dire le nombre (en %) de mollusques infestés par le parasite par rapport au nombre total de mollusques exposés restant encore en vie au moment du test. Le taux d'infestation renseigne en même temps sur la compatibilité du parasite par rapport au mollusque vecteur. Taux d'infestation et période prépatente sont deux paramètres qui sont mesurés simultanément à partir du vingt-quatrième jour post-exposition. La production cercarienne est définie par le nombre de cercaires émises par le mollusque. Elle a été quantifiée depuis le début de l'émission jusqu'à la mort de l'hôte ou jusqu'à la fin de l'expérience. La quantification est journalière mais l'analyse des données est faite de deux manières : (1) tout d'abord une analyse journalière des moyennes de production afin de déterminer éventuellement la présence d'un rythme et d'en apprécier les variations. Ensuite (2), une analyse hebdomadaire des moyennes de productions cercariennes afin de pouvoir comparer statistiquement les rendements de production des populations de parasites au niveau des différentes combinaisons hôte-parasite-charge miracidiale.

Concernant l'hôte mollusque, la croissance est suivie hebdomadairement par la mesure de la taille des mollusques, depuis la semaine d'exposition pour certains mollusques ou depuis la sixième semaine post-infestation pour d'autres (au moment où ont pu être déterminés

l'ensemble des mollusques positifs) et ceci, jusqu'à la fin de l'expérience ou jusqu'à la mort du mollusque. L'analyse de la croissance est basée sur la moyenne arithmétique hebdomadaire de la plus grande hauteur de la coquille chez les mollusques du genre *Bulinus* et du plus grand diamètre de la coquille chez les mollusques du genre *Biomphalaria*. La reproduction des mollusques est suivie par comptage régulier hebdomadaire du nombre de pontes par semaine par mollusque, du nombre d'œufs par semaine par mollusque et du nombre d'œufs par ponte, à l'œil nu ou à la loupe. L'analyse des données de reproduction est faite de deux manières. Dans un premier temps, nous allons analyser comparativement cette reproduction au niveau des mollusques sains, parasités et exposés négatifs afin d'apprécier la variation de l'influence du parasite (« effet pathogène ») sur la fonction de reproduction des différentes populations de mollusques au cours du temps. Dans un deuxième temps, nous analyserons globalement les données sur toute la durée de l'expérience au triple plan nombre de pontes par mollusque, nombre d'œufs par mollusque et nombre d'œufs par ponte afin de pouvoir comparer statistiquement les rendements des productions des populations de mollusques sains, parasités et exposés négatifs des différentes populations. La survie des mollusques est surveillée quotidiennement, les individus morts sont isolés et comptabilisés, afin de donner une estimation hebdomadaire de la survie des mollusques étudiés.

Nous tenterons de répondre donc aux questions suivantes :

Quels sont les hôtes intermédiaires potentiels au Bénin ? Quelles sont les différentes compatibilités entre les espèces et populations de schistosomes du Bénin et les espèces et populations de mollusques locales et d'ailleurs ?

Existe t-il un polymorphisme dans les traits d'histoire de vie des différentes populations de parasite chez l'espèce *S. haematobium* et chez les espèces et populations de mollusques vecteurs de ce schistosome ?

Existe t-il un polymorphisme dans les traits d'histoire de vie des différentes populations de parasite chez l'espèce *S. mansoni* et chez les espèces et populations de mollusques vecteurs de ce schistosome ?

Existe t-il des adaptations locales au niveau de certains systèmes hôte-parasite ? Quelles sont les causes et conséquences de l'existence d'une adaptation locale au niveau du parasite ou au niveau de l'hôte-intermédiaire ?

On distinguera ainsi dans cette sous-partie quatre chapitres.

Le premier chapitre sera réservé à l'étude de la compatibilité des différentes espèces et populations de schistosomes du Bénin par rapport aux espèces et populations de mollusques du Bénin et d'autres provenances, connues comme vecteurs de schistosomes.

Dans le deuxième chapitre, nous allons analyser comparativement les traits d'histoire de vie de différents couples *S. haematobium* / *Bulinus*, en fonction de la charge parasitaire, de l'espèce de mollusque utilisée (*B. globosus* et *B. wrighti*, systèmes sympatriques et allopatriques) et de l'origine géographique de la population de parasite.

Le troisième chapitre de cette étude sera consacré à l'analyse des traits d'histoire de vie au niveau des couples *S. mansoni* / *B. pfeifferi* dans différents systèmes sympatriques et allopatriques et en fonction de la charge miracidiale.

Le quatrième chapitre sera consacré à l'étude des traits d'histoire de vie au niveau de plusieurs populations de *B. pfeifferi* et d'une population de *S. mansoni* dans différents systèmes sympatriques et allopatriques, en infestation monomiracidiale.

*CHAPITRE 1 : COMPATIBILITE ENTRE SCHISTOSOMES ET  
MOLLUSQUES HOTES INTERMEDIAIRES  
AU BENIN*

## INTRODUCTION

Dans l'histoire des interactions hôte-parasite, la compatibilité est le processus qui permet au parasite de se développer à l'intérieur de son hôte. Il a été prouvé que la compatibilité miracidium-mollusque est un mécanisme très complexe qui dépend à la fois de la population de parasites et de la population de mollusques.

En ce qui concerne *S. haematobium*, c'est en se basant sur les critères de compatibilité et d'origine géographique que les espèces du genre *Bulinus* ont été réparties en quatre groupes (Brown, 1980 in Mouahid, 1994) : le groupe *africanus* (comprenant notamment les espèces *B. africanus*, *B. globosus* et *B. nasutus*), le groupe *forskalii* (comprenant notamment les espèces *B. browni*, *B. camerunensis*, *B. cernicus*, *B. forskalii* et *B. senegalensis*), le groupe *truncatus / tropicus* (comprenant notamment les espèces *B. natalensis*, *B. truncatus* et *B. tropicus*) et le groupe *reticulatus* (comprenant notamment les espèces *B. obtusispira*, *B. reticulatus*, *B. umbilicatus* et *B. wrighti*). Les expériences de compatibilité ont montré que dans la région afrotropicale, ce sont essentiellement les mollusques du groupe *B. africanus* qui intervenaient dans la transmission de la parasitose. A l'opposé, dans les régions méditerranéennes et du Moyen-Orient, la transmission de *S. haematobium* est assurée par les mollusques du groupe *B. truncatus*. Les schistosomes urinaires de la région afrotropicale étaient incompatibles aux mollusques du groupe *truncatus* de la zone méditerranéenne et vice versa (Rollinson & Simpson, 1987). Cependant, des exceptions ont été révélées par Sene *et al.* (2002 ; 2004) qui ont montré des compatibilités entre différentes populations de *S. haematobium* et les mollusques *B. truncatus* d'origines géographiques différentes dans le bassin du fleuve Sénégal.

Qu'en est-il des populations de schistosomes du Bénin par rapport aux différents vecteurs potentiels locaux rencontrés d'une part et par rapport aux autres vecteurs connus en Afrique et ailleurs d'autre part ? Notre étude, ainsi que les études antérieures, ont montré qu'il existe au Bénin plusieurs populations de schistosomes formées d'au moins deux espèces. Nous savons également qu'il existe au Bénin plusieurs espèces et plusieurs populations de mollusques potentiellement vectrices de schistosomes. En effet, nous avons pu identifier dans la partie II de cette thèse trois espèces de mollusques connues comme vectrices de *S. haematobium* (*B. forskalii* du groupe *forskalii*, *B. globosus* du groupe *africanus* et *B. truncatus* du groupe *B. truncatus/tropicus*) et l'espèce *B. pfeifferi* connue comme vectrice de *S. mansoni*. Nous savons enfin que le Bénin est situé dans un environnement favorable non

seulement à l'introduction et au maintien des autres espèces de schistosomes endémiques des pays africains mais surtout à l'expansion des deux espèces rencontrées, *S. haematobium* et *S. mansoni* dans les pays à risque. Plusieurs combinaisons hôte-parasite sont donc possibles entre les deux espèces de schistosomes béninoises et les mollusques vecteurs du Bénin et allochtones. Nous avons analysé la compatibilité hôte-parasite sur plusieurs combinaisons hôte-parasite afin d'identifier le ou les mollusques potentiellement vecteurs des différentes populations de schistosomes au Bénin d'une part et d'apprécier les variations de compatibilité entre les différents systèmes hôte-parasite.

### *I. Protocole expérimental*

Nous avons utilisé trois populations béninoises de *S. haematobium* provenant de Doh, Sô-Tchanhoué et Toho-Todougba et deux populations béninoises de *S. mansoni* provenant de Toho-Todougba et Kpinnou. Les espèces et populations de mollusques utilisées pour les expériences de compatibilité des populations *S. haematobium* appartiennent aux quatre groupes de *Bulinus* : le groupe *africanus* est représenté par *B. globosus*, le groupe *forskalii* par *B. forskalii*, le groupe *truncatus / tropicus* par *B. truncatus* et le groupe *reticulatus* est représenté par *B. wrighti* et *B. natalensis*.

Au total, nous avons utilisé pour les expériences de compatibilité de *S. haematobium*, 12 populations de mollusques composées de 5 espèces et réparties dans les quatre groupes. Avec *S. mansoni*, nous avons utilisé deux espèces et 6 populations. Parmi les 18 populations de mollusques *Bulinus* et *Biomphalaria* utilisées, 5 populations sont d'origine allochtone dont trois d'origine africaine (*B. forskalii* du Cameroun, *B. globosus* de Zambie et *B. natalensis* d'Afrique du Sud), une d'origine du Moyen-Orient (*B. wrighti* d'Arabie Saoudite) et une de l'Amérique du Sud (*B. glabrata* du Brésil). Le tableau 14 présente les différentes combinaisons hôte-parasite réalisées pour cette étude. Selon les cas, l'infestation est soit monomiracidiale soit plurimiracidiale.

**Tableau 14** : Les différentes combinaisons de test de compatibilité des couples schistosomes / mollusques. *A* : groupe *africanus*, *F* : groupe *forskalii*, *R* : groupe *reticulatus*, *T* : groupe *truncatus* / *Tropicus*, (\*) : Mollusques allochtones

Parasite		Mollusque			
Espèce de Schistosome	Population de schistosome	Espèce de mollusque	Groupe	Population de mollusques	
<i>S. haematobium</i>	Doh	<i>B. forskalii</i>	<i>F</i>	Doh	
		<i>B. globosus</i>	<i>A</i>	Toho-Todougba	
		<i>B. wrighti</i>	<i>R</i>	Arabie Saoudite*	
	Sô-Tchanhoué	<i>B. forskalii</i>	<i>F</i>	Doh Sô-Tchanhoué Cameroun*	
			<i>A</i>	Parakou Savè-Afami Savè-Gbéré Sô-Tchanhoué Toho-Todougba Zambie*	
			<i>T</i>	Parakou Afrique du Sud*	
		<i>B. wrighti</i>	<i>R</i>	Arabie Saoudite*	
			<i>B. forskalii</i>	<i>F</i>	Doh
				<i>A</i>	Parakou Savè-Afami Savè-Gbéré Toho-Todougba
	Toho-Todougba	<i>B. truncatus</i> <i>B. natalensis</i>	<i>T</i>	Parakou Afrique du Sud*	
			<i>R</i>	Arabie Saoudite*	
		<i>B. wrighti</i>	<i>R</i>	Arabie Saoudite*	
<i>S. mansoni</i>	Kpinnou	<i>B. pfeifferi</i>	-	Parakou	
			-	Kpinnou	
			-	Toho-Todougba	
	-		Arazat (Oman)*		
	Toho-Todougba	<i>B. glabrata</i>	-	Brésil*	
		<i>B. pfeifferi</i>	-	Parakou	
-			Kpinnou		
-	Toho-Todougba				
-	Arazat (Oman)*				
-	Siginitti (Oman)*				

## II. Résultats

### A. Compatibilité *S. haematobium* de Doh, de Sô-Tchanhoué et de Toho-Todougba

Les résultats des taux d'infestation de toutes les expériences de compatibilité des différentes espèces et populations de mollusques exposées à un ou plusieurs miracidiums

d'une des trois populations de *S. haematobium* de Doh, Sô-Tchanhoué et Toho-Todougba sont présentés dans le tableau 15.

**Tableau 15** : Compatibilité de trois populations de *S. haematobium* du Bénin à différentes populations de mollusques *B. forskalii*, *B. globosus*, *B. natalensis*, *B. truncatus* et *B. wrighti* dans différents systèmes sympatriques et allopatriques et en fonction de la charge miracidiale. (\*) : Mollusques d'origine extérieure au Bénin

Espèce et origine mollusque	Nombre de mollusques exposés	Nombre de miracidiums	Résultats			Compatibilité
			Survivants	Positifs	Taux d'infestation(%)	
<i>S. haematobium</i> de Doh						
<i>B. wrighti</i> Arabie Saoudite*	33	3	18	10	55,55	Compatible
<i>B. forskalii</i> Doh	24	1	12	0	0	Incompatible
<i>B. forskalii</i> Doh	18	3	5	0	0	
<i>B. globosus</i> Toho-Todougba	24	3	11	0	0	
<i>S. haematobium</i> de Sô-Tchanhoué						
<i>B. forskalii</i> Sô-Tchanhoué	24	3	14	2	14,29	Compatible
<i>B. globosus</i> Toho-Todougba	30	1	24	4	16,67	
<i>B. globosus</i> Toho-Todougba	24	3	16	5	31,25	
<i>B. globosus</i> Toho-Todougba	24	5	20	6	30	
<i>B. wrighti</i> Arabie Saoudite*	30	1	12	3	25	
<i>B. wrighti</i> Arabie Saoudite*	20	3	10	6	60	
<i>B. forskalii</i> Doh	30	1	25	0	0	Incompatible
<i>B. forskalii</i> Cameroun*	30	1	19	0	0	
<i>B. globosus</i> Sô-Tchanhoué	24	1	16	0	0	
<i>B. globosus</i> Parakou	24	1	24	0	0	
<i>B. globosus</i> Parakou	24	5	22	0	0	
<i>B. globosus</i> Savè-Gbéré	24	5	24	0	0	
<i>B. globosus</i> Savè-Afami	24	5	24	0	0	
<i>B. globosus</i> Zambie*	15	5	15	0	0	
<i>B. natalensis</i> Afrique du Sud*	30	5	23	0	0	
<i>B. truncatus</i> Parakou	15	5	10	0	0	
<i>S. haematobium</i> de Toho-Todougba						
<i>B. globosus</i> Toho-Todougba	24	1	16	9	56,25	Compatible
<i>B. globosus</i> Toho-Todougba	34	3	33	14	42,42	
<i>B. globosus</i> Toho-Todougba	30	5	28	12	42,86	
<i>B. globosus</i> Savè-Gbéré	24	3	18	2	11,11	
<i>B. wrighti</i> Arabie Saoudite*	34	5	29	21	72,41	
<i>B. wrighti</i> Arabie Saoudite*	40	3	26	22	84,61	
<i>B. forskalii</i> Doh	18	10	13	0	0	Incompatible
<i>B. globosus</i> Savè-Afami	34	3	24	0	0	
<i>B. globosus</i> Parakou	17	1	16	0	0	
<i>B. globosus</i> Parakou	20	3	8	0	0	
<i>B. natalensis</i> Afrique du Sud*	24	3	22	0	0	
<i>B. truncatus</i> Parakou	7	3	7	0	0	

*S. haematobium* de Doh n'est pas compatible à *B. forskalii*, la seule espèce de mollusque récoltée dans le site, ni à l'espèce *B. globosus* de Toho-Todougba. Par contre, *S. haematobium* de Doh donne sur *B. wrighti* un taux d'infestation de plus de 55%.

*S. haematobium* de Sô-Tchanhoué est localement compatible avec *B. forskalii* et également compatible avec les mollusques allopatriques tels que *B. globosus* de Toho-Todougba et *B. wrighti*. Cependant, globalement, la compatibilité du parasite est faible avec ces mollusques. Par contre, le parasite est incompatible avec la population locale de *B. globosus* et avec l'espèce *B. truncatus*.

La population de parasite de Toho-Todougba se montre compatible localement avec *B. globosus* de Toho-Todougba. Elle est également compatible avec *B. globosus* de Savè au centre du Bénin et avec l'espèce allochtone *B. wrighti* d'Arabie Saoudite. Cette population de parasites montre une incompatibilité avec *B. forskalii* de Sô-Tchanhoué et avec la seule population de *B. truncatus*.

### 1. Influence de la charge parasitaire sur la compatibilité du parasite

Cette analyse n'est pas possible pour *S. haematobium* de Doh dans la mesure où le parasite n'est compatible qu'avec l'espèce *B. wrighti* où seules des infestations plurimiracidiales ont eu lieu.

Avec la population de parasite de Sô-Tchanhoué, les tests statistiques ne montrent aucune influence de la variation de la charge parasitaire sur la compatibilité du parasite (test Z ;  $p > 0,05$  entre infestation de *B. globosus* de Toho-Todougba par 1, 3 ou 5 miracidiums de *S. haematobium* de Sô-Tchanhoué ;  $p > 0,05$  avec *B. wrighti* par 1 et 3 miracidiums).

Il n'existe aucune influence de la charge parasitaire sur la compatibilité de *S. haematobium* de Toho-Todougba (test Z ;  $p > 0,05$  entre les taux d'infestation du parasite avec 1, 3 ou 5 miracidiums sur les populations locales de mollusques *B. globosus*).

### 2. Influence de l'espèce ou de la population de mollusque sur la compatibilité du parasite

Le test Z montre que le taux d'infestation de *S. haematobium* de Doh varie en fonction de la population de mollusque avec un fort taux d'infestation sur *B. wrighti* d'Arabie Saoudite. Le taux d'infestation est nul dans les autres cas ( $Z=2,23$  ;  $p < 0,05$  entre *B. wrighti* et *B. forskalii* Doh et  $Z=3,07$  ;  $p < 0,05$  entre *B. wrighti* et *B. globosus* de Toho-Todougba).

Avec la population de *S. haematobium* de Sô-Tchanhoué, il n'existe aucune influence de l'espèce de mollusque sur la compatibilité du parasite. (test Z ;  $p > 0,05$  dans les trois cas où

*B. forskalii* de Sô-Tchanhoué et *B. globosus* de Toho-Todougba sont infestés par 3 miracidiums ; *B. globosus* de Toho-Todougba et *B. wrighti* d'Arabie Saoudite sont infestés par 1 miracidium et *B. globosus* de Toho-Todougba et *B. wrighti* d'Arabie Saoudite sont infestés par 3 miracidiums).

Avec la population de parasite de Toho-Todougba, le test Z indique l'influence significative de la population de mollusque sur la compatibilité du parasite se traduisant par une variation du taux d'infestation dans le sens décroissant *B. wrighti* d'Arabie Saoudite, *B. globosus* de Toho-Todougba ( $Z=2,22$  ;  $p<0,05$ ), *B. globosus* de Savè-Gbéré ( $Z=2,29$  ;  $p<0,05$ ).

### 3. Variation de la compatibilité en fonction de la population de parasite

L'analyse statistique des taux d'infestation des trois populations de *S. haematobium* de Doh, Sô-Tchanhoué et Toho-Todougba sur *B. wrighti* à 3 miracidiums indique un taux sensiblement identique entre la population de parasite de Doh et celle de Sô-Tchanhoué (test Z ;  $p>0,05$ ). De même, *S. haematobium* de Sô-Tchanhoué a un taux sensiblement égal à celui de *S. haematobium* de Toho-Todougba (test Z ;  $p>0,05$ ). En revanche, le taux d'infestation de *S. haematobium* de Toho-Todougba est significativement plus élevé que celui du parasite de Doh ( $Z=2,13$  ;  $p<0,05$ ).

### B. Compatibilité de *S. mansoni* de Kpinnou et de Toho-Todougba

Les taux d'infestation des expériences de compatibilité des différentes espèces et populations de mollusques exposées à un ou plusieurs miracidiums des deux populations de *S. mansoni* de Kpinnou et de Toho-Todougba sont présentés dans le tableau 16.

Les deux populations de *S. mansoni* sont compatibles avec toutes les populations de mollusques auxquelles les parasites ont été soumises.

#### 1. Influence de la charge parasitaire sur la compatibilité du parasite

Le test Z ne montre aucune différence de taux d'infestation de *S. mansoni* de Kpinnou sur la population de *B. pfeifferi* en infestation monomiracidiale et en infestation plurimiracidiale ( $p>0,05$ ).

La charge parasitaire n'influence pas non plus les taux d'infestation de la population de *S. mansoni* de Toho-Todougba sur les populations de mollusques (tests Z ;  $p > 0,05$ ).

**Tableau 16** : Compatibilité de deux populations de *S. mansoni* du Bénin avec différentes populations de mollusques *B. pfeifferi* et *B. glabrata* dans différents systèmes sympatriques et allopatriques et en fonction de la charge miracidiale. (\*) : Mollusques d'origine extérieure au Bénin

Espèce et origine mollusque	Nombre de mollusques exposés	Nombre de miracidiums	Résultats			Compatibilité
			Survivants	Positifs	Taux d'infestation (%)	
<i>S. mansoni</i> de Kpinnou						
<i>B. pfeifferi</i> Kpinnou	22	1	22	16	72,73	
<i>B. pfeifferi</i> Kpinnou	24	2	15	7	46,67	
<i>B. pfeifferi</i> Toho-Todougba	22	1	14	12	85,71	
<i>B. pfeifferi</i> Parakou	24	1	24	18	75,00	Compatible
<i>B. pfeifferi</i> Arazat*	20	1	20	8	42,11	
<i>B. glabrata</i> Brésil*	22	1	22	2	9,52	
<i>S. mansoni</i> de Toho-Todougba						
<i>B. pfeifferi</i> Toho-Todougba	30	1	23	13	56,52	
<i>B. pfeifferi</i> Toho-Todougba	30	1	25	21	84	
<i>B. pfeifferi</i> Toho-Todougba	14	2	14	13	92,90	
<i>B. pfeifferi</i> Parakou	30	1	22	18	81,82	Compatible
<i>B. pfeifferi</i> Kpinnou	30	1	30	26	86,67	
<i>B. pfeifferi</i> Arazat*	30	1	26	21	80,77	
<i>B. pfeifferi</i> Arazat*	30	2	27		93,10	
<i>B. pfeifferi</i> Siginitti*	30	1	28	13	46,43	

## 2. Influence de l'espèce de mollusques sur la compatibilité du parasite

Avec l'infestation de la population de *S. mansoni* de Kpinnou sur *B. pfeifferi* Kpinnou et *B. glabrata* du Brésil, le test Z indique une différence significative du taux d'infestation entre les deux espèces de mollusques qui se traduit par un plus fort taux sur la population de *B. pfeifferi* par rapport à celui de *B. glabrata* ( $Z=4,24$  ;  $p < 0,05$ ).

## 3. Influence de la population de mollusques sur la compatibilité du parasite

Le test Z réalisé entre les taux d'infestation de *S. mansoni* de Kpinnou sur les différentes populations de *B. pfeifferi* de Kpinnou, Toho-Todougba, Parakou et Arazat prises deux à deux montrent que les taux d'infestation sur les trois populations de mollusques du Bénin sont sensiblement équivalents (test Z ;  $p > 0,05$ ). Par contre, le taux d'infestation sur la

population de mollusques *B. pfeifferi* de Arazat (seule population allochtone) est significativement plus faible par rapport à celui du parasite sur chacune des trois populations de *B. pfeifferi* de Kpinnou ( $Z=2,03$  ;  $p<0,05$ ), de Toho-Todougba ( $Z=2,58$  ;  $p<0,05$ ) et de Parakou ( $Z=2,22$  ;  $p<0,05$ ).

Avec un miracidium de *S. mansoni* de Toho-Todougba sur les différentes populations de mollusques, il n'existe aucune différence de taux d'infestation du parasite entre les populations de mollusques de Toho-Todougba, de Parakou, de Kpinnou et de Arazat ( $p>0,05$ ). Par contre, le test Z montre que les taux d'infestation du parasite au niveau des mollusques de Siginitti sont significativement plus faibles que ceux du parasite sur les quatre autres populations de mollusques : Toho-Todougba T ( $Z=2,34$  ;  $p<0,05$ ), Parakou P ( $Z=2,10$  ;  $p<0,05$ ), Kpinnou K ( $Z=2,73$  ;  $p<0,05$ ) et Arazat A ( $Z=2,12$  ;  $p<0,05$ ). D'autre part, en infestations plurimiracidiales, le test Z réalisé entre *B. pfeifferi* de Toho-Todougba et *B. pfeifferi* de Arazat ne montre aucune influence de la population de mollusque sur la compatibilité du parasite.

#### 4. Variation de la compatibilité en fonction de la population du parasite

L'analyse de comparaisons multiples, à l'aide du test Z, des taux d'infestation réalisée sur quatre populations de *B. pfeifferi* (Parakou, Kpinnou, Toho-Todougba et Arazat) parasitées avec un miracidium de la population de *S. mansoni* de Kpinnou et de Toho-Todougba n'indique pas d'influence de la population de parasite sur les taux d'infestation dans trois sur les quatre cas ( $p>0,05$ ). Le test Z indique cependant que *S. mansoni* de Toho-Todougba est plus compatible que *S. mansoni* de Kpinnou avec la population de mollusques allochtones de Arazat ( $Z=2,73$  ;  $p<0,05$ ).

### III. Discussion

Nos résultats nous ont permis de montrer expérimentalement que les trois populations de *S. haematobium* présentent un polymorphisme de compatibilité contrairement aux deux populations de *S. mansoni* qui se montrent compatibles avec toutes les populations de mollusques du genre *Biomphalaria* auxquelles elles ont été exposées.

En ce qui concerne les populations de *S. haematobium* utilisées, nos résultats montrent que ce parasite est compatible avec trois des quatre groupes de *Bulinus*. Il s'agit des groupes *africanus*, *forskalii* et *reticulatus*. De Plus, les trois populations de parasites sont compatibles avec l'espèce allochtone *B. wrighti* du groupe *reticulatus*. Les deux populations de *S. haematobium* du sud-Bénin sont réfractaires à l'espèce *B. truncatus* du groupe *truncatus / tropicus*. Ce résultat semble corroborer l'hypothèse de Rollinson & Simpson (1987) selon laquelle la transmission de *S. haematobium* dans la région afrotropicale serait essentiellement assurée par les mollusques du groupe *B. africanus* et que dans les régions méditerranéennes et du Moyen-Orient, la transmission de *S. haematobium* serait assurée par les mollusques du groupe *B. truncatus*. Nos résultats montrent également que la compatibilité est variable en fonction des populations de parasites et des populations de mollusques vecteurs et qu'en dehors des mollusques du groupe *africanus*, les groupes *forskalii* et *reticulatus* peuvent intervenir dans la transmission de *S. haematobium* au Bénin. En effet, dans le foyer de Sô-Tchanhoué, nos résultats montrent que le parasite est plutôt compatible localement à l'espèce *B. forskalii* du groupe *forskalii* qu'à l'espèce *B. globosus* du groupe *africanus*. Le parasite de Doh n'est compatible qu'à l'espèce allochtone *B. wrighti* du groupe *reticulatus* mais incompatible aux mollusques du groupe *africanus* en systèmes allopatriques et pire, l'espèce locale *B. forskalii* lui est réfractaire. Ce résultat pourrait se traduire par l'existence, dans le site de Doh, d'un vecteur actif non récolté pendant la seule prospection malacologique effectuée dans le site. Et il est fort probable que ce vecteur actif soit *B. truncatus*. Cette hypothèse est confortée par les résultats des travaux de Véra *et al.* (1990) qui signalent au Niger, pays frontalier au Nord du Bénin, la susceptibilité de l'espèce *B. truncatus* à *S. haematobium* aussi bien dans les systèmes sympatriques que dans les systèmes allopatriques avec de forts taux d'infestation de 54 à 90%. En considérant donc la position du site de Doh (nord Bénin) par rapport au Niger d'une part et la position de ce site par rapport au seul site de Parakou où l'espèce *B. truncatus* a été récoltée (voir carte de répartition des sites) d'autre part, il est probable de penser que l'espèce *S. haematobium* au Bénin serait compatible aussi aux

mollusques du groupe *truncatus / tropicus*. Seules de nouvelles prospections malacologiques répétées dans ce site et de analyses de compatibilités pourraient conforter notre hypothèse.

Nos résultats nous ont permis également de montrer que la compatibilité du parasite n'est pas influencée par la charge parasitaire. Les trois populations de *S. haematobium* sont très compatibles avec les mollusques *B. wrighti* d'Arabie Saoudite avec de forts taux d'infestation ; ce qui confirme le caractère de vecteur universel de cette espèce de mollusque. A l'opposé, nous n'avons pas trouvé un vecteur commun pour nos trois populations de schistosomes urinaires du Bénin. Parmi les deux espèces de mollusques présents (*B. forskalii* et *B. globosus*) dans le site de Sô-Tchanhoué, le parasite n'est compatible qu'avec *B. forskalii* et à un faible taux. Ce résultat laisse croire aussi à l'existence d'un autre vecteur actif, dans la mesure où les taux d'infestation de *B. forskalii* ne reflètent pas ceux de la population humaine qui est de 100% (voir chapitre 3 Partie II).

Par ailleurs, nos résultats confirment la difficulté d'interprétation des résultats de compatibilité de l'espèce *S. haematobium* avec les différentes espèces et populations de *Bulinus* connues comme vecteurs de *S. haematobium*. Il existe dans le modèle *S. haematobium / Bulinus* un polymorphisme de compatibilité. Par exemple, Frandsen (1979a) réalisent plusieurs expériences de compatibilité de *S. haematobium* du Soudan, du Zaïre et de la Zambie sur plusieurs populations de mollusques composées de 6 espèces réparties dans les 4 groupes : *B. africanus* (Tanzanie, et Afrique du Sud), *B. cernicus* (Mauritanie), *B. forskalii* (Cameroun), *B. globosus* (Kenya, Zambie), *B. truncatus* (Egypte, Ghana, Iran, Maroc, Sénégal et Zaïre) et *B. wrighti* (Arabie Saoudite). Le nombre de miracidiums par mollusque variait de 3 au minimum à 20 au maximum. En fonction des populations de mollusques, du parasite et de la charge parasitaire, les taux d'infestation ont varié de 0% à 100% et certaines populations de mollusques étaient réfractaires à certaines populations de *S. haematobium* en système sympatrique alors que les couples hôte-parasite très éloignés les uns des autres présentaient une parfaite compatibilité. En 1985, les expériences réalisées par Southgate et collaborateurs à partir d'une population de *S. haematobium* du Sénégal et trois populations de mollusques ont montré la compatibilité de ce parasite avec *B. senegalensis* avec un taux de 10%, avec *B. wrighti* avec un taux de 33% et le caractère réfractaire de la même espèce sur *B. truncatus*. Joubert *et al.* (1991) mettent en évidence la variabilité de compatibilité de *S. haematobium* en fonction des populations de *B. africanus* du groupe *africanus* au Natal en Afrique du Sud. Les taux d'infestation varient de 22% à 89% en fonction des populations de mollusques. Birrie *et al.* (1993), dans des expériences préliminaires de compatibilité entre la population somalienne de *S. haematobium* et les espèces éthiopiennes de *B. abyssinicus*, *B.*

*truncatus* et *B. africanus*, ont montré la susceptibilité du parasite avec les deux premières espèces de mollusques alors que *B. truncatus* y est partiellement réfractaire. Manning *et al.* (1995) signalent l'existence d'une adaptation locale entre *S. haematobium* et deux populations de *B. globosus* extraites de deux lacs du Zimbabwe différents géographiquement : une population de mollusques en était compatible et la deuxième incompatible au parasite. Les expériences de Birrie *et al.* (1996) confirment la variabilité de la compatibilité en fonction de la population de mollusques hôte. En Somalie, ces auteurs ont montré que la population de *S. haematobium* s'est révélée incompatible à la population de *B. forskalii*, faiblement compatible avec la population de *B. africanus* et très compatible avec la population de *B. abyssinicus*. A Zanzibar en Tanzanie, *S. haematobium* est compatible avec *B. globosus* (48% de taux d'infestation) alors qu'il est incompatible avec *B. nasutus* (Stotard *et al.*, 2000). Au Sénégal, Rollinson *et al.* (2001) ont montré chez quatre espèces de mollusques (*B. globosus*, *B. umbilicatus*, *B. truncatus* et *B. senegalensis*) une variabilité de compatibilité par rapport à une population de *S. haematobium*.

Nos résultats ont montré que la compatibilité des schistosomes varie également en fonction de la population de parasites. La population de *S. haematobium* de Doh au nord du Bénin n'est pas compatible avec les mollusques *B. globosus* de Toho-Todougba, contrairement à *S. haematobium* de Sô-Tchanhoué. Il est donc difficile de trouver le vecteur commun aux trois populations de parasite.

Dans la nature, nos prospections ne nous ont pas permis de détecter un seul cas d'infestation de mollusque. De même expérimentalement, nous n'avons pas pu déterminer un vecteur commun, sauf *B. wrighti* qui est une espèce d'origine exotique. Le Bénin semble constitué de plusieurs populations de *S. haematobium* et par rapport à la relation du parasite avec l'hôte mollusque, il ne semble pas exister un vecteur commun. Au nord, le vecteur actif des populations de *S. haematobium* pourrait être les mollusques du groupe *truncatus / tropicus* par rapport à nos résultats et en se référant aux travaux de Véra *et al.* (1990) au Niger. Dans le sud, le vecteur semble être les mollusques du groupe *africanus* ; ce qui est conforme à la théorie de Rollinson & Simpson (1987).

Avec les deux populations de *S. mansoni*, nos résultats ont montré que ces parasites sont compatibles avec tous les mollusques vecteurs du Bénin et également avec les mollusques allochtones auxquels ils ont été soumis. Nous avons nous-mêmes pu trouver des *B. pfeifferi* naturellement parasités au Bénin (voir Partie II chapitre 3). Ces parasites sont également compatibles, bien qu'à un degré moindre, avec *B. glabrata*, une autre espèce d'origine brésilienne. Ce qui laisse penser à l'inexistence d'une adaptation locale chez ces

deux populations de *S. mansoni*. Nous n'avons décelé aucune variation de compatibilité par rapport à la charge parasitaire, ni par rapport à la population des mollusques du Bénin. Nos résultats sont confortés par les travaux de Sulaiman & Ibrahim (1985) qui ont testé la compatibilité de la population de *S. mansoni* (Geriza) sur deux populations de *B. pfeifferi* (Geriza et Jebel Marra) du Soudan. Le nombre de miracidiums utilisés par ces auteurs pour les infestations varie de 1 à 4 miracidiums. Les résultats n'ont montré aucune influence de la charge parasitaire sur l'infectivité du parasite mais la population de *B. pfeifferi* de Jebel Marra s'est révélée moins compatible au parasite par rapport à celle de Gezira. Si la forte compatibilité de *S. mansoni* avec les mollusques *B. pfeifferi* fait l'unanimité au niveau des différents travaux, tous les auteurs ne partagent pas le même avis quant à l'influence de la charge parasitaire sur l'infectivité du parasite. En effet, avec les travaux de Lwambo *et al.* (1987) sur *S. mansoni* et *B. arabica* d'Arabie Saoudite (actuellement reconnu comme l'espèce *B. pfeifferi*, DeJong *et al.*, 2003), il a été montré des différences significatives au niveau des taux d'infestation, donc de compatibilité. Les quatre groupes de 30 *B. arabica* exposés individuellement à 1, 2, 4 ou 8 miracidiums de *S. mansoni* ont donné 10,7 ; 16,7 ; 24,1 et 50,0% de taux d'infestation respectivement.

CHAPITRE 2 : ANALYSE COMPARATIVE DES TRAITES  
D'HISTOIRE DE VIE DANS LES SYSTEMES  
HOTE-PARASITE *S. HAEMATOBIIUM* /  
*BULINUS*

## INTRODUCTION

L'objectif de ce chapitre est d'étudier l'influence de trois paramètres écologiques : charge miracidiale, espèce hôte et origine géographique du parasite sur les traits d'histoire de vie dans différents systèmes hôte-parasite incluant différentes populations de *S. haematobium* et deux espèces de mollusques vecteurs, *B. globosus* et *B. wrighti*.

### I. Protocole expérimental

Notre matériel est constitué de trois populations de *S. haematobium* et de deux espèces de mollusques. Les populations de parasites sont toutes d'origine béninoise. Elles ont été directement extraites à partir des urines des patients de trois localités. Il s'agit de la population de Doh au nord-ouest du Bénin et des populations de Toho-Todougba et de Sô-Tchanhoué dans le sud-est. Les deux espèces de mollusques vecteurs sont *B. globosus*, d'origine béninoise, récoltée dans le lac Toho-Todougba et *B. wrighti*, d'origine saoudienne. Le tableau 17 récapitule les différentes situations expérimentales hôte-parasite qui ont fait l'objet de notre étude.

**Tableau 17 :** Couples hôte/parasite (H/P) utilisés. *Bg* : *B. globosus* de Toho-Todougba (Bénin) ; *Bw* : *B. wrighti* d'Arabie Saoudite ; *T* : *S. haematobium* de Toho-Todougba ; *D* : *S. haematobium* de Doh ; *S* : *S. haematobium* de Sô-Tchanhoué

Couple H/P	Système sympatrique		Système allopatrique		
	<i>Bg/T</i>	<i>Bg/T</i>	<i>Bw/T</i>	<i>Bw/D</i>	<i>Bw/S</i>
Nombre de miracidiums par mollusque	1	5	5	3	3
Nombre de mollusques exposés	24	30	34	33	20
Taille moyenne des mollusques à l'exposition ( $\pm$ Ecart-standard)	5,32 $\pm$ 0,15	5,03 $\pm$ 0,07	5,21 $\pm$ 0,14	5,19 $\pm$ 0,05	5,76 $\pm$ 0,08

Nous avons au total 5 couples hôte/parasite dont deux sympatriques et quatre allopatriques. L'infestation est monomiracidiale au niveau du seul couple sympatrique (*Bg/T*). Les infestations sont plurimiracidiales (3 ou 5 miracidiums) pour tous les autres couples. Les tailles moyennes des différents lots de mollusques au moment de l'exposition ne sont pas significativement différentes ( $p > 0,05$ ). Dans chaque couple hôte-parasite, chaque mollusque est individuellement exposé à un ou plusieurs miracidiums d'une population donnée de *S.*

*haematobium*. Après ce temps d'exposition qui dure 24 heures, tous les mollusques appartenant au même couple hôte-parasite et ayant reçu la même charge miracidiale sont groupés ensemble dans un même bac où ils sont nourris avec de la salade fraîche. Cette phase dure 23 jours et le renouvellement de l'eau se fait une fois par semaine. A partir du vingt-quatrième jour post-exposition, les mollusques de chaque couple sont testés individuellement afin de voir s'ils émettent des cercaires et ainsi de déterminer le taux d'infestation et la durée de la période prépatente. A partir de cet instant, chaque mollusque infesté évolue de façon individuelle dans un verre plastique où les quatre autres paramètres de traits d'histoire de vie sont relevés journalièrement (production cercarienne, survie du mollusque) ou hebdomadairement (croissance et reproduction). Les différents paramètres sont mesurés soit une seule fois (période prépatente, taux d'infestation), soit quotidiennement (production cercarienne, reproduction, survie) soit hebdomadairement (croissance) au niveau de chaque couple hôte-parasite. Au niveau de chacun des traits d'histoire de vie, notre analyse est orientée sur trois axes : l'influence de la charge parasitaire au sein d'un même couple hôte-parasite, l'influence de l'espèce-hôte mollusque pour une même population de parasite et l'influence de l'origine géographique du parasite.

## II. Résultats

### A. Traits d'histoire de vie du parasite

#### 1. Période prépatente

Les durées des périodes prépatentes des quatre populations de parasite au niveau des deux espèces de mollusques sont représentées dans le tableau 18. Ce tableau présente le nombre de mollusques trouvés positifs dans chaque population en fonction des jours post-infestation.

La période prépatente est étalée pour chaque couple hôte-parasite. L'intervalle d'étalement varie en fonction de la population du parasite et de l'espèce de mollusque. La période prépatente la plus étalée, de 20 jours (du 36<sup>e</sup> au 55<sup>e</sup> jour post-exposition), est observée au niveau du parasite de Doh *Bw/D*, la moins étalée, de 3 jours (du 32<sup>e</sup> au 34<sup>e</sup> jour post-exposition), est observée au niveau de la population de parasite de Toho-Todougba *Bg/T*.

Les tests statistiques ne montrent aucune différence significative entre les périodes prépatentes moyennes de la population de parasite de Toho-Todougba en infestation monomiracidiale *Bg/T* (1) et en infestation plurimiracidiale *Bg/T* (5) ( $p>0,05$ ).

Pour une même charge miracidiale, la période prépatente moyenne de la population de schistosome de Toho-Todougba est significativement plus longue dans le couple sympatrique *Bg/T* (5) que dans le couple allopatrique *Bw/T* ( $U=21,000$  ;  $p<0,0001$ ).

L'analyse comparative des groupes de mollusques *B. wrighti* infestés par les trois populations de parasites (*Bw/T*, *Bw/D* et *Bw/S*) indique des périodes prépatentes significativement différentes ( $H=26,554$  ;  $p<0,0001$ ). Les tests Post-hoc de comparaisons multiples de Dunn montrent que la période prépatente de la population de parasite de Toho-Todougba est significativement moins longue que celles des deux autres (entre *Bw/T* et *Bw/D*,  $p<0,001$  et entre *Bw/T* et *Bw/S*,  $p<0,001$ ) mais ne montrent aucune différence significative entre la population de parasite de Doh et celle de Sô-Tchanhoué ( $p>0,05$ ).

**Tableau 18** : Périodes prépatentes des trois populations de parasite (Toho-Todougba, Doh et Sô-Tchanhoué) en fonction des espèces de mollusques infestés et du nombre de miracidiums utilisés. *Bg* : *B. globosus* de Toho-Todougba (Bénin) ; *Bw* : *B. wrighti* d'Arabie Saoudite ; T : *S. haematobium* de Toho-Todougba ; D : *S. haematobium* de Doh ; S : *S. haematobium* de Sô-Tchanhoué

	Couple H/P	Système sympatrique		Système allopatrique		
		<i>Bg/T</i>	<i>Bg/T</i>	<i>Bw/T</i>	<i>Bw/D</i>	<i>Bw/S</i>
	Nombre de miracidiums	1	5	5	3	3
Jour post-infestation	30	0	1	0	0	0
	32	0	0	19	0	0
	34	0	0	2	0	0
	36	8	11	0	2	0
	38	0	2	0	0	0
	41	1	0	0	4	5
	43	0	0	0	1	1
	46	0	0	0	1	0
	49	0	0	0	1	0
	55	0	0	0	1	0
Moyenne		36,56	35,85	32,19	42,90	41,33
Ecart-standard		0,59	0,51	0,13	1,93	0,37
Nombre de mollusques parasités		9	14	21	10	6

## 2. Taux d'infestation

Les taux d'infestation des trois populations de parasite chez les deux espèces de mollusques sont représentés dans le tableau 19.

Les taux d'infestation des populations de parasite dans les différents couples hôte-parasite sont partout élevés (supérieurs à 50% dans presque tous les cas).

Nous n'avons aucune différence significative de taux d'infestation entre les deux couples sympatriques *Bg/T* ( $p > 0,05$ ).

La population de parasite de Toho-Todougba a un taux d'infestation significativement plus élevé sur l'espèce *B. wrighti* que sur l'espèce locale *B. globosus* ( $Z=2,22$  ;  $p < 0,05$ ).

Aucune différence significative de taux d'infestation n'est statistiquement notée entre les couples allopatriques *Bw/D* et *Bw/S* ( $p > 0,05$ ), *Bw/T* et *Bw/D* ( $p > 0,05$ ) et *Bw/T* et *Bw/S* ( $p > 0,05$ ).

**Tableau 19** : Taux d'infestation de différentes populations de parasite chez deux espèces de *Bulinus*. *Bg* : *B. globosus* de Toho-Todougba (Bénin) ; *Bw* : *B. wrighti* d'Arabie Saoudite ; T : *S. haematobium* de Toho-Todougba ; D : *S. haematobium* de Doh ; S : *S. haematobium* de Sô-Tchanhoué

Couple H/P	Système sympatrique		Système allopatrique		
	<i>Bg/T</i>	<i>Bg/T</i>	<i>Bw/T</i>	<i>Bw/D</i>	<i>Bw/S</i>
Nombre de miracidiums	1	5	5	3	3
Nombre de mollusques exposés	24	30	34	33	20
Nombre de mollusques ayant survécus	16	28	29	18	10
Nombre de mollusques parasités	9	12	21	10	6
Taux d'infestation (%)	56,25	42,86	72,41	55,55	60,00

### 3. Production cercarienne

Les résultats de la production cercarienne sont analysés de deux manières. Dans un premier temps, l'analyse sera journalière et dans un deuxième temps, l'analyse se fera hebdomadairement.

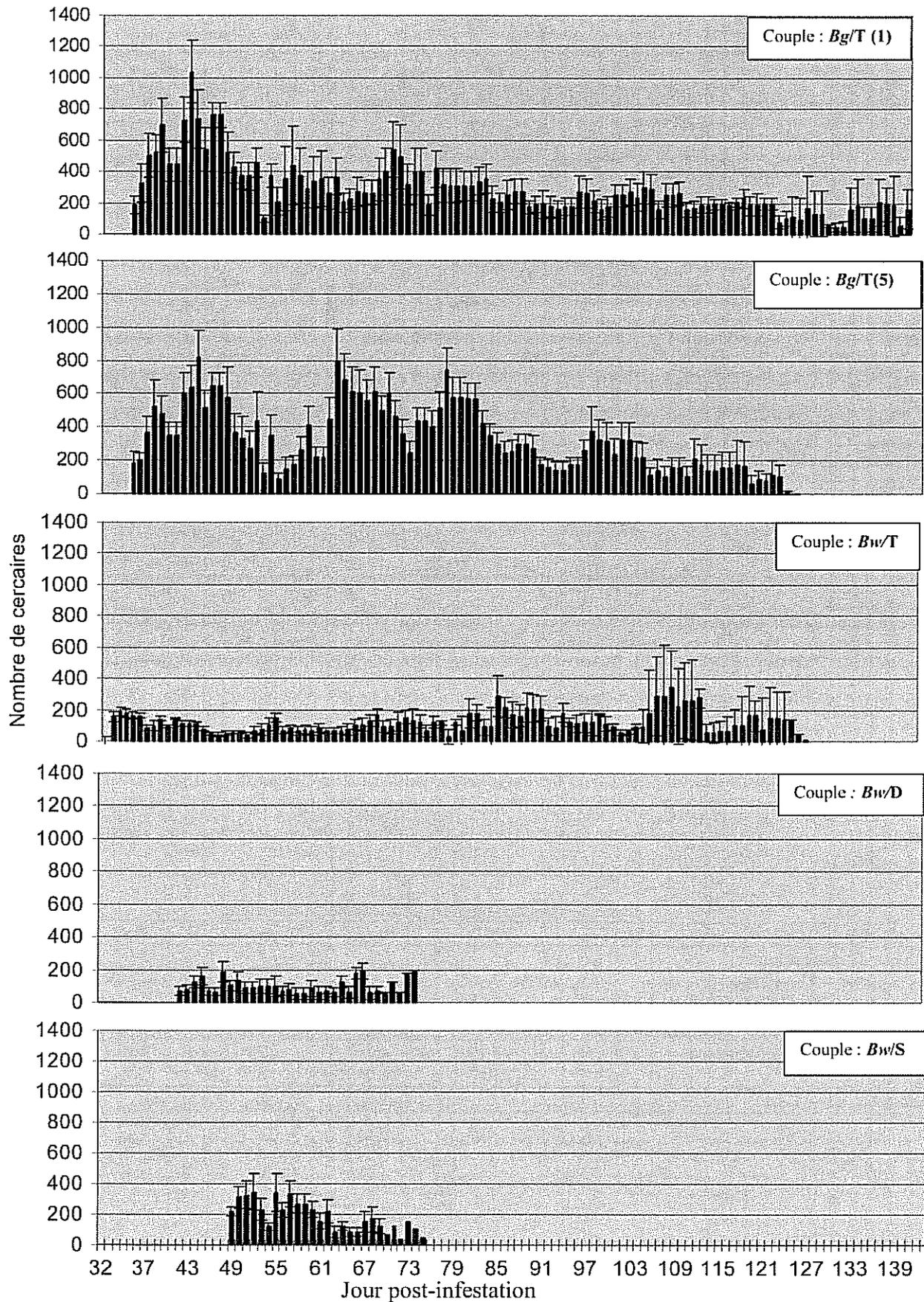
**3.1. Production cercarienne journalière moyenne:** elle est analysée pour chaque système hôte-parasite. La figure 36 représente les productions cercariennes journalières des cinq couples hôte/parasite. Elle est présentée du premier jour de production jusqu'au dernier jour. Pour chaque couple hôte/parasite, la quantification des cercaires est réalisée sur tous les mollusques parasités (voir tableau 19) et s'est poursuivie jusqu'à la mort de tous les mollusques parasités. La variation des taux de survie dans chacun des couples est analysée plus loin (voir paragraphe survie des mollusques).

La production cercarienne journalière varie au niveau du nombre de jours et de la quantité de cercaires émises. Cette variation se fait en fonction de la charge parasitaire, de l'espèce de mollusque hôte utilisée et des populations de parasite. Pour les deux couples sympatriques, le temps de production est plus long en infestation monomiracidiale *Bg/T* (1) qu'en infestation plurimiracidiale *Bg/T* (5). Les mollusques produisent pendant un temps plus long en système sympatrique *Bg/T* (5) qu'en système allopatrique *Bw/T*. De même, le temps de production cercarienne est plus long (au moins 12 semaines) au niveau de la population de parasite de Toho-Todougba qu'au niveau des populations de Doh et de Sô-Tchanhoué (4 semaines). Dans les couples à long temps de production (*Bg/T* (1), *Bg/T* (5) et *Bw/T*), les courbes de production cercarienne sont faites de périodes de forte production alternées par des périodes de faible production. Cependant, les tests d'autocorrélation de la production cercarienne journalière moyenne réalisés sur les couples indiquent l'absence de rythme de production.

Le tableau 20 récapitule les données comparatives de productions cercariennes au niveau des différents couples hôte-parasite. Nous avons considéré la moyenne journalière de production obtenue à partir du nombre total de jours de production cercarienne, la valeur maximale et la valeur minimale de production.

**Tableau 20** : Valeurs des productions cercariennes journalières moyennes dans les différents couples hôte-parasite. *Bg* : *B. globosus* de Toho-Todougba (Bénin) ; *Bw* : *B. wrighti* d'Arabie Saoudite ; *T* : *S. haematobium* de Toho-Todougba ; *D* : *S. haematobium* de Doh ; *S* : *S. haematobium* de Sô-Tchanhoué

Couple H/P	Système sympatrique		Système allopatrique		
	<i>Bg/T</i>	<i>Bg/T</i>	<i>Bw/T</i>	<i>Bw/D</i>	<i>Bw/S</i>
Nombre de miracidiums	1	5	5	3	3
Moyenne journalière de production	285,70	327,90	123,37	95,89	183,27
Ecart-standard	16,30	20,47	6,68	18,34	8,19
Nombre de jours de production	108	92	98	28	26
Maximum	1967	2504	640	472	784
Minimum	48	4	12	2	4



**Figure 36** : Productions cercariennes journalières moyennes des différents couples hôte-parasite. Les barres représentent les écarts-standards. Bg : *B. globosus* de Toho-Todougba (Bénin) ; Bw : *B. wrighti* d'Arabie Saoudite ; T : *S. haematobium* de Toho-Todougba ; D : *S. haematobium* de Doh ; S : *S. haematobium* de Sô-Tchanhoué

Les productions cercariennes journalières moyennes sont très variables, allant de 95 à 327 cercaires émises par jour par mollusque. La production cercarienne journalière maximale rencontrée est de 2504 cercaires au niveau du couple sympatrique *Bg/T* (5).

Il n'existe aucune différence significative entre les productions cercariennes journalières moyennes des deux couples sympatriques *Bg/T* (1) et *Bg/T* (5) ( $p > 0,05$ ).

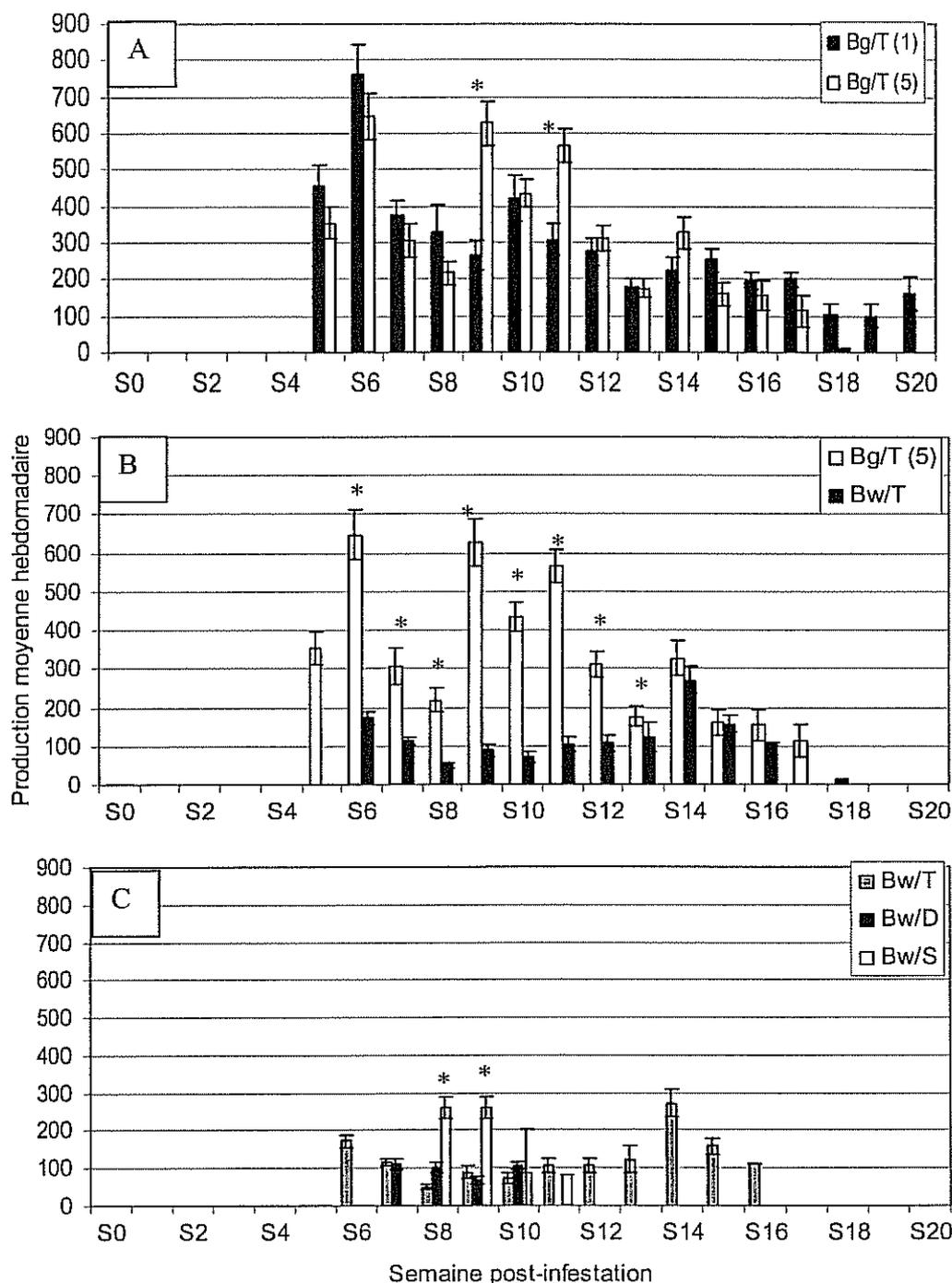
Les productions cercariennes journalières moyennes de la population de schistosomes de Toho-Todougba sont significativement plus élevées au niveau du couple sympatrique *Bg/T* (5) qu'au niveau du couple allopatrique *Bw/T* ( $t=3,876$  ;  $p < 0,0001$ ).

L'analyse comparative de la production cercarienne des mollusques *B. wrighti* parasités par les trois populations de parasite révèle des différences significatives au niveau des productions cercariennes journalières ( $F=2,097$  ;  $p < 0,0380$ ). Les Post-hocs de comparaisons multiples (Tukey-Kramer) indiquent que la quantité moyenne de cercaires produites journalièrement par les *B. wrighti* parasités par la population de parasite de Toho-Todougba est significativement moins élevée que celle produite par la même espèce de mollusque parasitée par la population de parasite de Sô-Tchanhoué ( $p < 0,0001$ ). De même, les Post-hocs de Tukey-Kramer montrent que les mollusques *B. wrighti* parasités par la population de parasite de Sô-Tchanhoué produisent journalièrement plus de cercaires que ceux parasités par la population de parasite de Doh ( $p < 0,0001$ ). Par contre, aucune différence significative de productions cercariennes journalières n'est notée entre les *B. wrighti* parasités par les populations de parasite de Toho-Todougba et de Doh ( $p > 0,05$ ).

*3.2. Production cercarienne moyenne hebdomadaire* : les productions cercariennes moyennes hebdomadaires des populations sont graphiquement présentées dans la figure 37. En A, nous avons comparé les productions des deux couples sympatriques, l'un en infestation monomiracidiale *Bg/T* (1) et l'autre en infestation plurimiracidiale *Bg/T* (5), en B, nous avons comparé les moyennes de productions cercariennes hebdomadaires du couple sympatrique *Bg/T* (5) à celles du couple allopatrique *Bw/T* et en C, nous avons comparé les productions cercariennes moyennes hebdomadaires de *B. wrighti* infestés par les trois populations de parasites de Toho-Todougba *Bg/T* (5), Doh *Bw/D* et de Sô-Tchanhoué *Bw/S*.

Au niveau des couples sympatriques *Bg/T* (1) et *Bg/T* (5) (Figure 37A), les productions cercariennes moyennes hebdomadaires sont sensiblement identiques en infestation monomiracidiale *Bg/T* (1) et en infestation plurimiracidiale *Bg/T* (5) presque dans toutes les semaines ( $p > 0,05$ ). Toutefois, on note une moyenne de production significativement plus élevée des *B. globosus* infestés par plusieurs miracidiums par rapport aux mollusques

infestés par un miracidium à la 9<sup>ème</sup> et à la 11<sup>ème</sup> semaine post-infestation (respectivement  $t=4,084$  ;  $p<0,0001$  et  $t=3,72$  ;  $p=0,0003$ ).



**Figure 37:** Productions cercariennes hebdomadaires moyennes dans les couples sympatriques (*Bg/T* (1), *Bg/T* (5)) et allopatriques (*Bw/T*, *Bw/D* et *Bw/S*). Les barres représentent les écarts-standards. *Bg* : *B. globosus* de Toho-Todougba (Bénin) ; *Bw* : *B. wrighti* d'Arabie Saoudite ; *T* : *S. haematobium* de Toho-Todougba ; *D* : *S. haematobium* de Doh ; *S* : *S. haematobium* de Sô-Tchanhoué, A : influence de la charge parasitaire, B : influence de la population de mollusque, C : influence de la population de parasite, (\*) : Différence significative,  $p<0,05$

L'analyse comparative des productions cercariennes moyennes hebdomadaires montre que les productions, au niveau du couple sympatrique *Bg/T* (5) (Figure 37B), sont significativement supérieures à celles obtenues au niveau du couple allopatrique *Bw/T* depuis la 6<sup>ème</sup> semaine jusqu'à la 13<sup>ème</sup> semaine post-infestation (test t ;  $p < 0,05$  pour chaque semaine de 6<sup>ème</sup> semaine à la 13<sup>ème</sup>). A partir de la 14<sup>ème</sup> semaine, les productions cercariennes hebdomadaires deviennent sensiblement identiques au niveau des deux espèces de mollusques ( $p > 0,05$ ).

La comparaison statistique de trois semaines communes de productions de l'espèce *B. wrighti* (Figure 37C) parasitée par trois populations de parasites montre des différences significatives entre les moyennes hebdomadaires de productions cercariennes des trois couples *Bw/T*, *Bw/D* et *Bw/S* ( $F_{S8}=41,082$  ;  $p < 0,0001$  ;  $F_{S9}=33,547$  ;  $p < 0,0001$  et  $S_{S10}=4,114$  ;  $p = 0,0202$ ). Les tests Post-hocs de Tukey-Kramer indiquent que les productions hebdomadaires moyennes des cercaires au niveau des mollusques parasités par la population de parasite de Sô-Tchanhoué sont significativement plus élevées que celles des mollusques infestés par les populations de parasite de Toho-Todougba et de Doh pour la 8<sup>ème</sup> et la 9<sup>ème</sup> semaines post-infestation ( $p < 0,05$ ). Par contre, aucune différence significative n'est notée au niveau de deux semaines communes entre les couples *Bw/T* et *Bw/D* ( $p > 0,05$ ).

## *B. Traits d'histoire de vie des mollusques hôtes*

### *1. Croissance des mollusques*

L'analyse comparative de la croissance moyenne hebdomadaire des mollusques *B. globosus* dans les couples sympatriques *Bg/T* (1) et *Bg/T* (5) est représentée dans la figure 38A. Les mollusques ont survécu pendant au moins 15 semaines. Les tests statistiques réalisés tout au long de l'étude ne montrent aucune différence significative entre les tailles des deux groupes de mollusques ( $p > 0,05$ ).

L'analyse comparative de la croissance des deux espèces de mollusques *B. globosus* et *B. wrighti* respectivement en systèmes sympatrique *Bg/T* (5) et allopatrique *Bw/T* (5) est représentée par la figure 38B. Les mollusques ont également survécu pendant 15 semaines. Les tailles des mollusques des deux espèces, à l'infestation, ne sont pas significativement différentes ( $p > 0,05$ ). Mais pendant tous le temps de la période patente (de la 6<sup>ème</sup> semaine à la

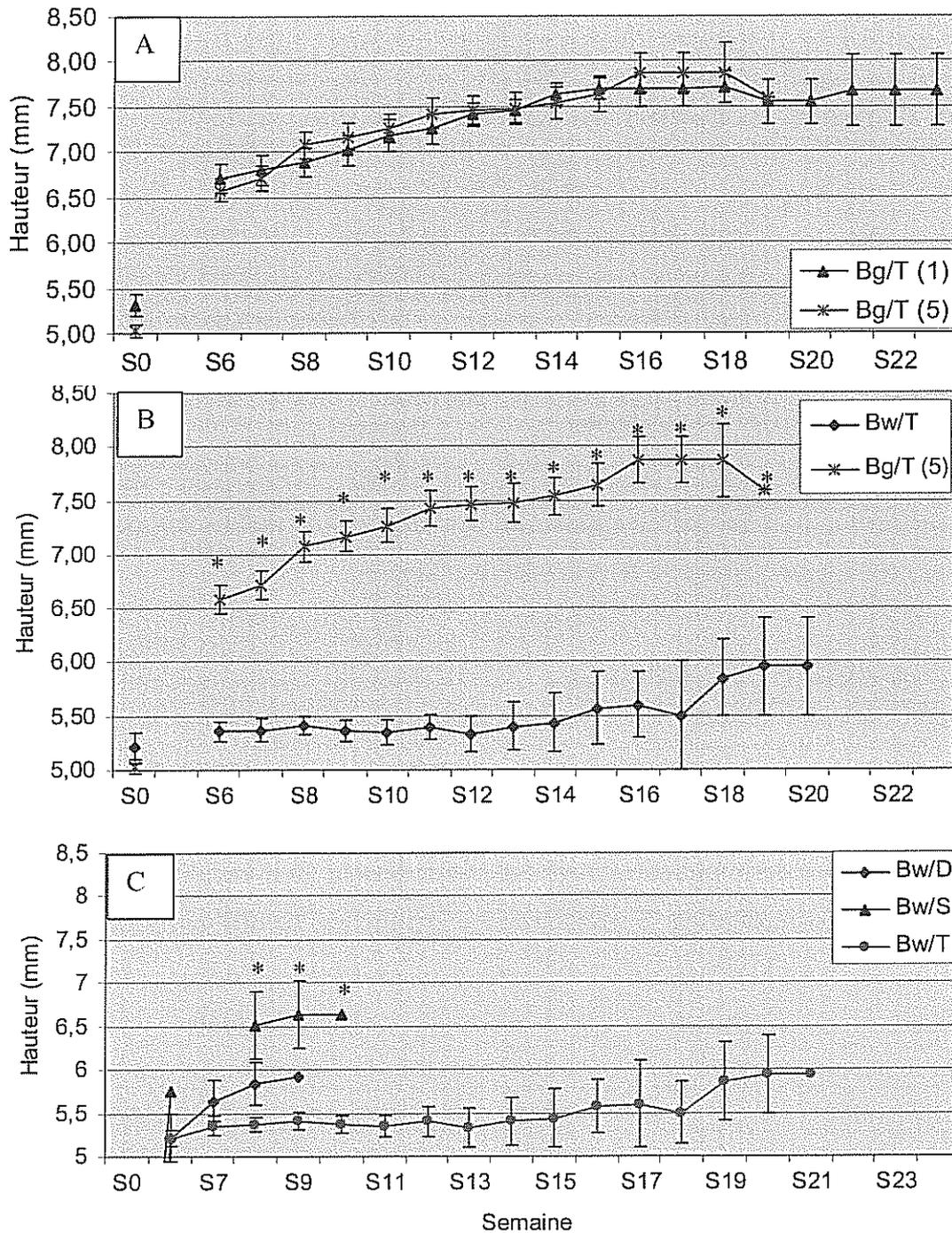
19<sup>ème</sup> semaine post-infestation), les tests effectués chaque semaine montrent des différences significatives ( $p < 0,05$ ) se traduisant par une plus grande taille des mollusques *B. globosus*.

L'analyse comparative des trois groupes de *B. wrighti* dans les couples *Bw/T*, *Bw/D* et *Bw/S* est représentée par la figure 38C. Les mollusques parasités par les populations de parasites de Doh et de Sô-Tchanhoué ont survécu pendant 4 semaines contre au moins 15 semaines de survie pour les mollusques infestés par la population de parasites de Toho-Todougba. Les tailles des mollusques des trois groupes à l'infestation sont significativement différentes les unes des autres ( $F=5,677$  ;  $p=0,049$ ). Les tests de comparaisons multiples de Dunn indiquent que les *B. wrighti* infestés par les populations de parasite de Toho-Todougba et ceux infestés par la population de parasite de Doh ont des tailles sensiblement identiques à l'infestation ( $p > 0,05$ ). Par contre les tailles à l'infestation de ces deux groupes de mollusques sont significativement plus petites que celles des *B. wrighti* infestés par la population de parasite de Sô-Tchanhoué *Bw/ S* ( $p < 0,05$ ). L'analyse comparative des tailles hebdomadaires des trois groupes de *B. wrighti* infestés par trois populations de parasites *Bw/T*, *Bw/D* et *Bw/S* par les tests statistiques de Kruskal-Wallis montre des différences significatives à la 8<sup>ème</sup> ( $p=0,048$ ) et à la 9<sup>ème</sup> semaine post-infestation ( $p=0,045$ ). Les tests Post-hocs de comparaisons multiples de Dunn ne montrent pas de différence significative de taille entre les *B. wrighti* infestés par les populations de parasites de Toho-Todougba *Bw/T* et de Doh *Bw/D* ( $p > 0,05$ ) pour les deux semaines (S8 et S9). Par contre, les mollusques *B. wrighti* dans le couple *Bw/T* ont des tailles significativement plus petites que ceux du couple *Bw/S* au niveau des semaines S8, S9 et S10 ( $p < 0,01$ ).

#### *Relation croissance / production cercarienne*

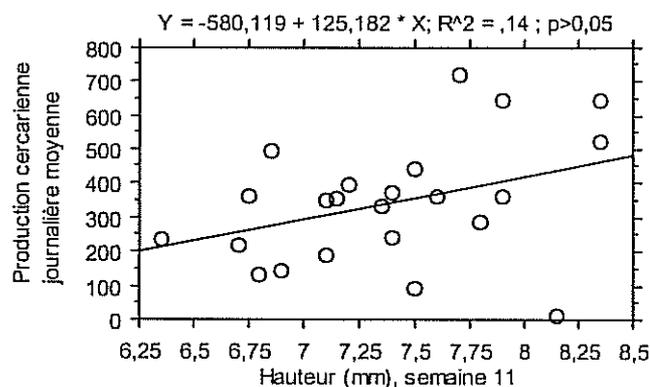
La figure 39 représente la relation entre la taille des mollusques *B. globosus* et leurs productions cercariennes moyennes journalières dans les couples *Bg/T(1)* et *Bg/T(5)* à 11<sup>ème</sup> semaine post-infestation.

Il n'existe pas de relation entre la hauteur des *B. globosus* et la production cercarienne ( $Y=-580,199 + 125,182$  ;  $R=0,375$  ;  $N=23$  ;  $p > 0,05$ ).



**Figure 38 :** Croissances de *B. globosus* et de *B. wrighti* dans les différents couples hôte-parasite. S6 : 6<sup>ème</sup> semaine post-infestation, les barres représentent les écarts-standards. *Bg* : *B. globosus* de Toho-Todougba (Bénin); *Bw* : *B. wrighti* d'Arabie Saoudite; T : *S. haematobium* de Toho-Todougba ; D : *S. haematobium* de Doh ; S : *S. haematobium* de Sô-Tchanhoué, A : Influence de la charge parasitaire sur la croissance des mollusques, B : Variation de la croissance en fonction de la population de mollusques, C : Variation de la croissance des mollusques en fonction de l'origine géographique du parasite, (\*) : différence significative,  $p < 0,05$

**Figure 39 :** Relation entre la hauteur des mollusques *B. globosus* et la production cercarienne de *S. haematobium* de Toho-Todougba



## 2. Reproduction des mollusques

Aucune ponte n'a été observée à partir des deux espèces de mollusques parasités par les différentes populations de parasite au cours de l'expérience.

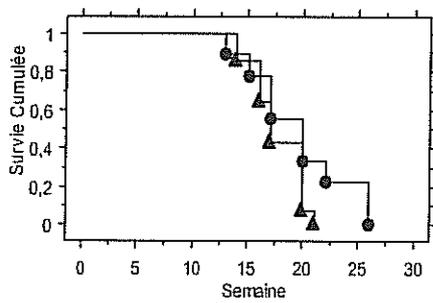
## 3. Survie des mollusques

La figure 40 représente les courbes de survie de l'espèce *B. globosus* infestée par la population de parasite de Toho-Todougba en fonction de la charge parasitaire. La comparaison des survies des mollusques *B. globosus* infestés par un miracidium et celles des mollusques *B. globosus* infestés par 5 miracidiums ne montre pas de différence significative ( $p > 0,05$ ).

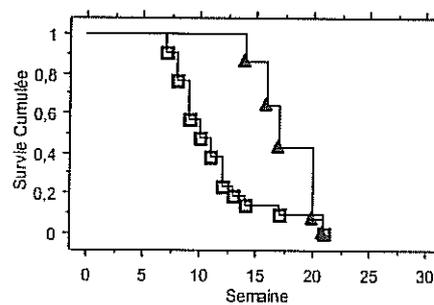
La figure 41 représente les courbes de survie des espèces *B. globosus* et *B. wrighti* infestées par la population de parasite de Toho-Todougba. La comparaison des survies des populations de mollusques de *B. globosus* et de *B. wrighti* infestées par une même population de parasite *S. haematobium* montre des différences significatives, traduisant une mortalité significativement plus forte des *B. wrighti* (Khi carré=9,504 ; ddl=1 ;  $p=0,0020$ ).

La figure 42 représente les courbes de survie de l'espèce *B. wrighti* infestée par les populations de parasite de Toho-Todougba, Doh et Sô-Tchanhoué. La comparaison des survies des *B. wrighti* infestés par les trois populations de *S. haematobium* montre des différences significatives entre la mortalité des trois groupes de *B. wrighti* infestés par les trois populations de parasite (Khi carré=35,633 ; ddl=2 ;  $p < 0,0001$ ). Les tests statistiques par binôme des trois couples hôte-parasite obtenus à base de *B. wrighti* et des trois populations de parasite montrent que la mortalité des mollusques *B. wrighti* infestés par la population de

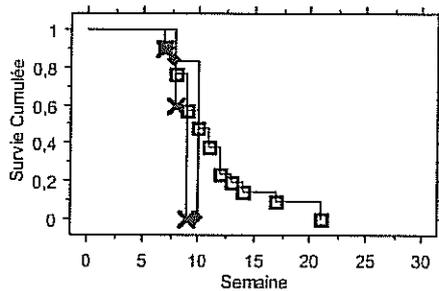
parasite de Doh est sensiblement plus élevée que celle des *B. wrighti* infestés par la population de parasite de Toho-Todougba ( $Khi\ carré=6,812$  ;  $ddl=1$  ;  $p=0,0091$ ). La mortalité des *B. wrighti* infestés par la population de parasite de Doh est également significativement plus élevée que celle des *B. wrighti* infestés par la population de parasite de Sô-Tchanhoué ( $Khi\ carré=7,912$  ;  $ddl=1$  ;  $p=0,049$ ). La mortalité des *B. wrighti* infestés par la population de parasite de Toho-Todougba et celle des *B. wrighti* infestés par la population de parasite de Sô-Tchanhoué sont sensiblement équivalentes ( $p>0,05$ ). Il est à signaler qu'au niveau de ces deux derniers couples, les mollusques n'ont survécu que 4 semaines dans la période patente.



**Figure 40 :** Courbes de survie de *B. globosus* infestés par 1 miracidium (rond) et 5 miracidiums (triangle) de la population de parasite de Toho-Todougba



**Figure 41 :** Courbes de survie des espèces *B. globosus* (triangle) et *B. wrighti* (carré) infestées par 5 miracidiums de la population de parasite de Toho-Todougba



**Figure 42 :** Courbes de survie de l'espèce *B. wrighti* infestée par les populations de parasite de Toho-Todougba (carré), Doh (croix) et Sô-Tchanhoué (losange)

### III. Discussion

Les résultats de notre étude montrent qu'au Bénin, les traits d'histoire de vie du parasite *S. haematobium*, période prépatente, taux d'infestation et production cercarienne et les traits d'histoire de vie du mollusque hôte, croissance, reproduction et survie varient en fonction de la charge parasitaire, de l'espèce de mollusque et de l'origine géographique de la population de parasite.

Nos résultats montrent que la période prépatente et le taux d'infestation de *S. haematobium* ne varient pas en fonction de la charge parasitaire. De même, la charge parasitaire de *S. haematobium* n'influence pas la croissance et la survie des mollusques. En revanche, nos résultats montrent qu'en infestation monomiracidiale, le rendement de la production cercarienne est plus important qu'en infestation plurimiracidiale. Ces résultats sont conformes ceux de Chu *et al.*, (1966) pour *S. haematobium* / *B. truncatus*, ceux de Mouahid & Combes (1987) obtenus sur la population soudanaise de *S. bovis*, ceux de Sturrock & Sturrock, (1970) sur le modèle *S. mansoni* / *B. glabrata*, ceux de Pesigan *et al.* (1958) in Théron (1985) réalisés sur le modèle *S. japonicum* / *Oncomelania quadrasi*, ceux de Massoud (1974) in Théron (1985) pour *Ornithobilharzia turkestanicum* / *Lymnaea gedrosiana* et ceux de Sluiters *et al.* (1980) in Théron (1985) pour *Trichobilharzia ocellata* / *Lymnaea stagnalis*. Dans l'expérience de Mouahid et Combes, ces auteurs signalent, en effet, une plus forte productivité des cercaires en infestation monomiracidiale chez la population *S. bovis* d'origine soudanaise mais une plus forte productivité des cercaires en infestation plurimiracidiale chez la population espagnole de *S. bovis*. Ces résultats ont été interprétés par l'existence d'une variabilité génétique interpopulationnelle de *S. bovis*. Les autres auteurs attribuent cette différence à l'absence d'interférence entre le développement des miracidiums ou des sporocystes pères au cours des infestations monomiracidiales. Nous n'avons pas de bibliographie sur l'influence de la charge parasitaire dans le modèle *S. haematobium* / *B. globosus*, à notre connaissance, mais nos résultats semblent confirmer ces résultats antérieurs. En revanche, nos résultats sont différents de ceux de plusieurs autres travaux. Touassem & Théron (1989) sur le modèle *S. rodhaini* / *B. glabrata*, ont prouvé que la production cercarienne était équivalente en infestation monomiracidiale et en infestation plurimiracidiale. Ces auteurs lient l'absence de différence de production par la particularité des sporocystes primaires à produire les sporocystes secondaires en quantité importante et pendant une longue période. Dans le système *S. mansoni* / *B. glabrata*, Théron, (1985) montre plutôt une

production cercarienne plus forte en infestation plurimiracidiale qu'en infestation monomiracidiale.

D'après les résultats de notre étude, les taux d'infestation de *S. haematobium* sont plus faibles en systèmes sympatriques qu'en systèmes allopatriques. A l'opposé, la période prépatente est plus longue en systèmes sympatriques qu'en systèmes allopatriques. De même, le parasite produit plus de cercaires en systèmes sympatriques qu'en systèmes allopatriques. Aussi, en systèmes sympatriques, les mollusques sont de plus grande taille avec un taux de survie plus élevé. Nos résultats pourraient s'interpréter par l'existence d'une adaptation du parasite à son hôte-intermédiaire mollusque localement. En effet, des taux d'infestation plus faibles et des périodes prépatentes plus longues, accompagnés de fortes productions cercariennes tout au long de la parasitose pourraient être la marque d'une adaptation locale à son hôte qui par ailleurs a une survie plus importante et une taille plus grande. Le parasite doit pouvoir donc s'adapter localement (Kaltz & Shykoff, 1998) à l'hôte vecteur (mollusque) pour garder une meilleure valeur sélective. Cette adaptation locale à l'hôte vecteur se traduit par des compromis ou « trade-off » entre traits de vie liés au parasite et ceux liés à l'hôte, en fonction de l'énergie disponible (Norris, 1999). Le compromis permet au parasite de ne pas laisser au seul hasard de l'hôte, le soin d'assurer sa survie. Le parasite se montre ainsi capable de s'adapter aux contraintes des hôtes et de modifier son comportement en vue d'optimiser et de favoriser sa transmission. Cette hypothèse d'existence de l'adaptation locale n'est pas de règle pour toutes les populations africaines de *S. haematobium* et leur mollusque. En effet, Véra *et al.* (1990) ont montré des exceptions à partir des expériences de compatibilité de trois populations de *S. haematobium* provenant de trois foyers d'endémicité au Sénégal et des populations de *B. forskalii*, *B. globosus*, *B. senegalensis* et de *B. truncatus* récoltées dans les canaux d'irrigation de la zone rizicole du fleuve Niger et de *B. truncatus* récolté dans les eaux permanentes. *B. truncatus* et *B. senegalensis* ont montré une forte compatibilité aux différentes populations de *S. haematobium* quelles que soit les combinaisons hôte-parasite alors que *B. globosus* et *B. forskalii* en systèmes sympatriques se sont montrés réfractaires.

Pour les deux espèces de mollusques utilisées dans l'expérience, aucune ponte n'est observée, preuve de l'altération de la fonction reproductrice des mollusques par le parasite. En effet, dans la classe des Trématodes, il a été montré que la majorité des larves se développe au niveau de l'appareil génital de leurs hôtes mollusques et provoque ainsi leur castration. Ce phénomène de castration des mollusques avait été signalé par Bayne & Loker (1987) chez *B. glabrata*. Et selon ces auteurs, l'altération de la fonction de reproduction peut se situer au niveau de la baisse importante des capacités reproductrices ou dans la modification du

comportement reproducteur. Sur les capacités reproductrices, les trois populations de parasite que nous avons étudiées ont provoqué une castration totale des populations de mollusques. Cette castration est interprétée comme un détournement des ressources de l'hôte vers le parasite. D'après les travaux de Minchella (1985) sur *B. glabrata*, la castration est aussi interprétée comme une stratégie de l'hôte malade pour conserver ses réserves pour la croissance et maximiser sa reproduction en cas de guérison. Nous n'avons pas pu rencontrer de référence bibliographique concernant la perte de la fonction de reproduction des mollusques du genre *Bulinus* liée à la présence de schistosomes.

Nos résultats montrent enfin qu'il existe une variation interpopulationnelle des traits d'histoire de vie des *S. haematobium* du Bénin et également les traits d'histoire de vie des mollusques varient en fonction de l'origine géographique du parasite. Concernant les traits d'histoire de vie du parasite, les trois populations de *S. haematobium* ont le même taux d'infestation sur les mollusques hôtes intermédiaires. La population de parasite de Toho-Todougba présente une durée de période prépatente plus courte comparativement à celles identiques des populations de Doh et de Sô-Tchanhoué. La population de parasite de Toho-Todougba produit plus de cercaires avec une période patente plus grande, contrairement aux deux autres populations de schistosomes. Nos résultats sont en accord avec les conclusions de plusieurs travaux réalisés, prouvant la variabilité des traits de vie entre les populations de parasites d'origine différente (Webbe & James, 1971 *in* Kéchemir & Théron, 1997 ; Kéchemir & Théron, 1997).

CHAPITRE 3 : ANALYSE COMPARATIVE DES TRAITS  
D'HISTOIRE DE VIE DANS LES  
SYSTEMES HOTE-PARASITE *S. MANSONI*  
*/ B. PFEIFFERI*

## INTRODUCTION

Dans ce chapitre, nous nous proposons d'étudier la variation des traits d'histoire de vie de deux populations de *S. mansoni* et de trois populations de mollusques *B. pfeifferi* en fonction de la charge parasitaire.

### I. Protocole expérimental

Nous avons utilisé deux populations de *S. mansoni* et trois populations de *B. pfeifferi*. Les parasites proviennent du site de Kpinnou et du site de Toho-Todougba tous deux situés dans le sud du Bénin. Les mollusques vecteurs sont composés de deux populations locales venant des mêmes sites Kpinnou et Toho-Todougba que les parasites et d'une troisième population allochtone, d'origine omanaise (Arazat). Les différents couples hôte-parasite expérimentaux sont présentés dans le tableau 21.

**Tableau 21** : Répartition des couples hôte/parasite. Origine géographique des couples hôte/parasite : T : Toho-Todougba, K : Kpinnou, A : Arazat, Oman

Couple hôte/parasite	Système sympatrique			Système allopatrique
	T/T	T/T	K/K	A/T
Nombre de miracidiums	1	2	2	2
Nombre de mollusques exposés	30	14	24	30
Taille à l'exposition (M ± Ecart-Standard)	4,70 ± 0,10	4,53 ± 0,15	4,77 ± 0,11	5,83 ± 0,7

Nous avons utilisé quatre couples hôte-parasite dont 3 en systèmes sympatriques (T/T (1), T/T (2) et K/K) et le quatrième, en système allopatrique (A/T). L'infestation des mollusques est monomiracidiale dans le seul couple sympatrique de Toho-Todougba et plurimiracidiale (02 miracidiums par mollusque) dans les trois autres couples (2 couples sympatriques T/T (2) et K/K et un couple allopatrique A/T). La comparaison des diamètres des mollusques à l'exposition ne montre aucune différence significative entre les quatre couples ( $p > 0,05$ ).

Le protocole expérimental, que nous rappelons, est le même que précédemment. Dans chaque couple hôte-parasite, l'exposition au(x) miracidium(s) est individuelle mais les mollusques sont groupés après pendant quelques jours. Pendant 24 heures donc, chaque

mollusque est individuellement exposé à un ou deux miracidiums d'une population donnée de *S. mansoni*. Après ce temps d'exposition nécessaire à la pénétration du miracidium dans l'organisme hôte, tous les mollusques appartenant au même couple hôte-parasite et de même charge miracidiale sont groupés dans un même bac où ils sont entretenus. Cette phase dure 23 jours. A partir du vingt-quatrième jour post-exposition, les mollusques de chaque couple sont testés individuellement afin de voir s'ils émettent des cercaires et ainsi de déterminer le taux d'infestation et la durée de la période prépatente. A partir de cet instant, chaque mollusque infesté évolue de façon individuelle dans un verre plastique où les quatre autres paramètres de traits de vie sont relevés journalièrement (production cercarienne, survie du mollusque) ou hebdomadairement (croissance et reproduction). Les différents paramètres sont mesurés soit une seule fois (période prépatente, taux d'infestation), soit quotidiennement (production cercarienne, reproduction, survie) soit hebdomadairement (croissance) au niveau de chaque couple hôte-parasite.

## II. Résultats

### A. Traits d'histoire de vie du parasite

#### 1. Période prépatente

La durée des périodes prépatentes des deux populations de parasite au niveau des différentes populations de mollusques est représentée dans le tableau 22. Ce tableau présente le nombre de mollusques positifs dans chaque population en fonction des jours post-infestation.

L'analyse du tableau nous montre que la période prépatente (PP) varie en fonction de la population de parasite. De même, pour une même population de parasite, la durée de la période prépatente varie en fonction de la population de mollusques hôtes qui a été infestée. Pour la population de schistosome de Toho-Todougba, la PP varie de 26 à 32 jours post-infestation. Pour la population du parasite de Kpinnou, la PP varie de 27 à 30 jours post-infestation.

Statistiquement, aucune différence significative de PP n'existe entre les couples sympatriques T/T (1) et T/T (2).

La PP de *S. mansoni* de Toho-Todougba est significativement plus courte au niveau du couple sympatrique T/T (2) que dans le couple allopatrique A/T (U=14,000 ;  $p<0,0001$ ).

La PP de la population de schistosome de Toho-Todougba T/T (2) est significativement plus courte que celle de la population de Kpinnou K/K (U=14,000 ;  $p=0,0041$ ).

**Tableau 22** : Périodes prépatentes de deux populations de *S. mansoni* chez trois populations de *B. pfeifferi*. Origine géographique des couples hôte/parasite : T : Toho-Todougba, K : Kpinnou, A : Arazat, Oman

Couple hôte/parasite	Système sympatrique			Système allopatrique
	T/T	T/T	K/K	A/T
Nombre de miracidiums	1	2	2	2
Jours post-exposition	24	0	0	0
	26	13	10	0
	27	0	0	3
	28	0	2	0
	30	0	0	4
	32	0	1	0
	34	0	0	0
	36	0	0	0
Moyenne	26,0	26,77	28,71	32
Ecart-standard	0	0,50	0,65	0
Nombre de mollusques parasités	13	13	7	27

## 2. Taux d'infestation

Les taux d'infestation des trois populations de *B. pfeifferi* infestées par les deux populations de *S. mansoni* sont représentés dans le tableau 23.

Les valeurs des taux d'infestation sont partout élevées (supérieures à 45%).

Les comparaisons statistiques montrent que les taux d'infestation sont significativement moins élevés en infestation monomiracidiale T/T (1) qu'en infestation plurimiracidiale T/T (2) dans le couple sympatrique à base de *S. mansoni* de Toho-Todougba ( $Z=2,33$  ;  $p<0,05$ ).

Nous n'avons aucune différence significative de taux d'infestation entre le couple sympatrique T/T (2) et le couple allopatrique A/T à base de *S. mansoni* Toho-Todougba ( $p>0,05$ ).

L'analyse comparative des taux d'infestation des deux populations de schistosomes en systèmes sympatriques montre que le taux d'infestation de la population de Toho-

Toudougba T/T (2) est significativement plus élevé que celui de *S. mansoni* de Kpinnou K/K ( $Z=2,68$  ;  $p<0,05$ ).

**Tableau 23** : Taux d'infestation de deux populations de *S. mansoni* sur trois populations de *B. pfeifferi*. Origine géographique des couples hôte/parasite : T : Toho-Todougba, K : Kpinnou, A : Arazat, Oman

Couple hôte/parasite	Système sympatrique			Système allopatrique
	T /T	T/T (2)	K/K	A/T
Nombre de miracidiums	1	2	2	2
Nombre de mollusques exposés	30	14	24	30
Nombre de mollusques ayant survécus	23	14	15	29
Nombre de mollusques parasités	13	13	7	27
Taux d'infestation (%)	56,52	92,90	46,67	93,10

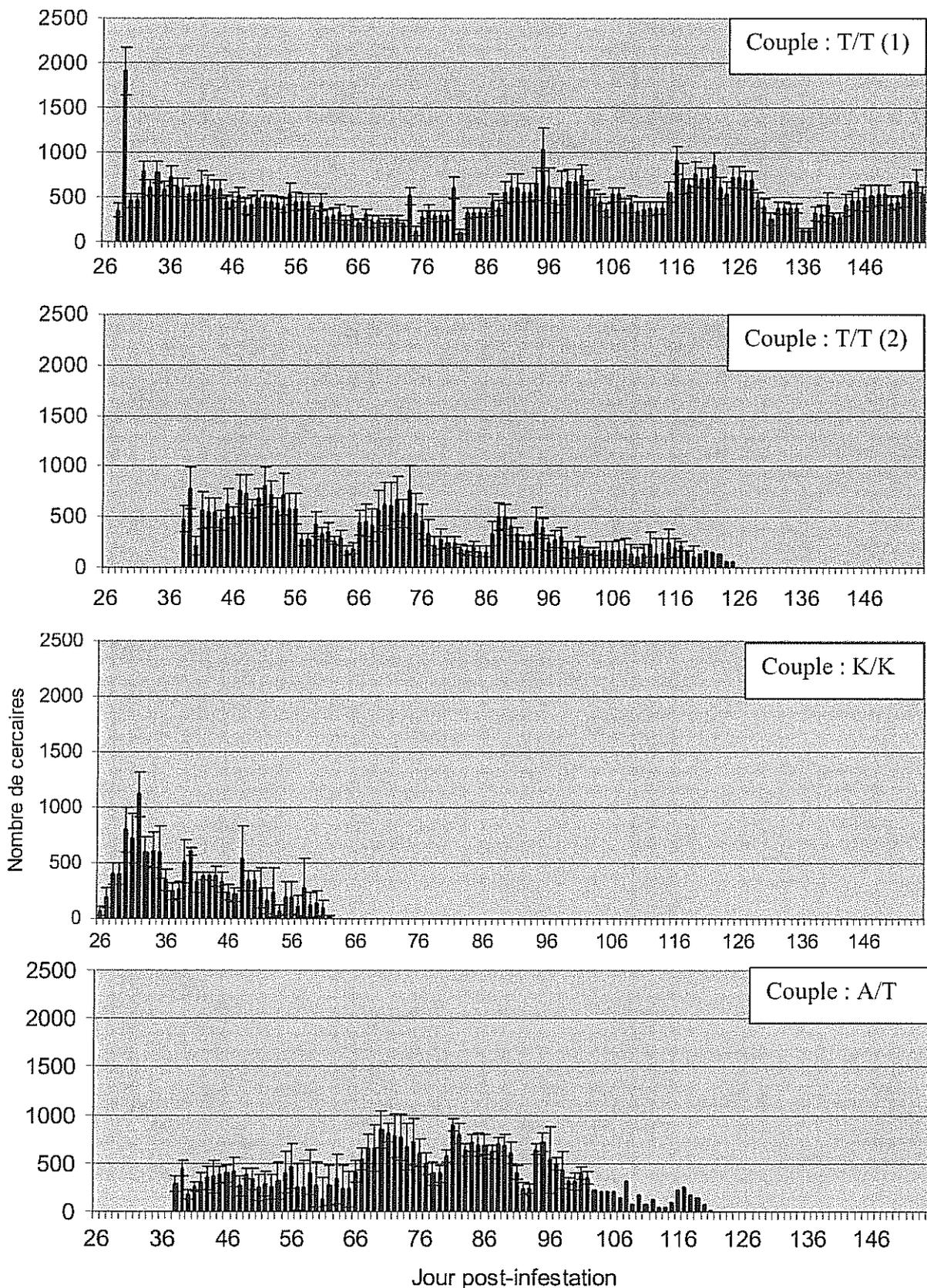
### 3. Production cercarienne

Nous avons deux types d'analyse des résultats : analyse de la production cercarienne moyenne journalière et analyse de la production cercarienne moyenne hebdomadaire.

a. Production cercarienne journalière moyenne : elle est analysée en fonction des couples hôte-parasite. La figure 43 représente graphiquement les productions cercariennes journalières des trois populations de *B. pfeifferi* infestées par les deux populations de *S. mansoni*. Elle est présentée du premier jour de production jusqu'au dernier jour. Pour chaque couple, la quantification des cercaires est réalisée sur tous les mollusques parasités (voir tableau 22) et s'est poursuivie jusqu'à la mort de tous les mollusques parasités. La variation des taux de survie dans chacun des couples est analysée plus loin (voir paragraphe survie des mollusques). Nous avons successivement la représentation graphique des couples T/T (1), T/T (2), K/K et A/T. Pour les couples T/T (1) et K/K, la mesure de la production a commencé au premier jour de la période patente. Pour les couples T/T (2) et A/T, la quantification a commencé une dizaine de jours après le début de la période patente.

Cette figure 43 montre une alternance de périodes de forte production cercarienne et de périodes de faible production. De manière générale, la production cercarienne est élevée en début de la parasitose et va en diminuant jusqu'à la mort du mollusque.

Quel que soit le système hôte-parasite, la population de *S. mansoni* de Toho-Todougba produit pendant un plus grand nombre de jours que la population de parasite de Kpinnou. Dans tous les couples, on n'observe pas de rythme de production cercarienne.



**Figure 43 :** Productions cercariennes journalières moyennes des différents couples hôte-parasite. Les barres représentent les écarts-standards. Origine géographique des couples hôte/parasite : T : Toho-Todougba, K : Kpinnou, A : Arazat, Oman

Les tests d'autocorrélation sont réalisés pour les couples ayant une longue période patente, soit les couples T/T (1), T/T (2) et A/T qui ont produit pendant une période suffisante. Les tests ne montrent aucun rythme de production des trois populations de parasites.

Le tableau 24 récapitule les données comparatives des productions cercariennes au niveau des différents couples hôte-parasite. Nous avons considéré la moyenne journalière de production obtenue sur le nombre total de jours de production cercarienne et les valeurs maximale et minimale des moyennes journalières de production.

**Tableau 24** : Valeurs des productions cercariennes journalières moyennes dans les différents couples hôte-parasite. Origine géographique des couples hôte/parasite : T : Toho-Todougba, K : Kpinnou, A : Arazat, Oman

Couple hôte/parasite	Système sympatrique			Système allopatrique
	T/T	T/T (2)	K/K	A/T
Nombre de miracidiums	1	2	2	2
Moyenne journalière de production	482,69	350,21	348,27	395,54
Ecart-standard	18,95	21,68	38,50	24,10
Nombre de jours de production	127	88	37	84
Maximum	2872	2084	1960	2181
Minimum	4	2	8	4

Au niveau du couple T/T (1), la quantification de la production a commencé depuis le 27<sup>ème</sup> jour et s'est arrêtée au 155<sup>ème</sup> jour post-infestation (JPI), (fin de l'expérience). Elle est établie à partir de 13 *B. pfeifferi*. La production cercarienne minimale observée chez un mollusque dans tout le lot est de 4 cercaires et la maximale est de 2872 cercaires.

Au niveau du couple T/T (2), la quantification de la production a commencé du 38<sup>ème</sup> jour et s'arrête au 125<sup>ème</sup> jour post-infestation (mort de tous les mollusques), soit une durée de 98 jours. Elle a été établie à partir de 13 *B. pfeifferi*. La production cercarienne minimale observée chez un mollusque dans tout le lot est de 2 cercaires et la maximale est de 2084 cercaires.

Les valeurs limites de la moyenne des productions cercariennes journalières varient de 348 à 482 cercaires émises par jour par mollusque. La production cercarienne journalière maximale rencontrée est de 2872 cercaires au niveau du couple sympatrique T/T (1). La plus faible production rencontrée est de 2 cercaires au niveau du couple allopatrique T/T (2).

Du point de vue charge parasitaire, l'analyse comparative des couples T/T (1) et T/T (2) montre que les productions cercariennes journalières sont significativement plus élevées en infestation monomiracidiale qu'en infestation bimiracidiale ( $t=4,588$  ;  $p<0,0001$ ).

Du point de vue population des mollusques hôtes, aucune différence significative de productions cercariennes n'est statistiquement observée entre le couple sympatrique T/T (2) et le couple allopatrique A/T ( $p>0,05$ ).

Aucune différence significative n'est observée au niveau de la production cercarienne journalière des deux populations de parasite géographiquement distinctes T/T (2) et K/K ( $p>0,05$ ).

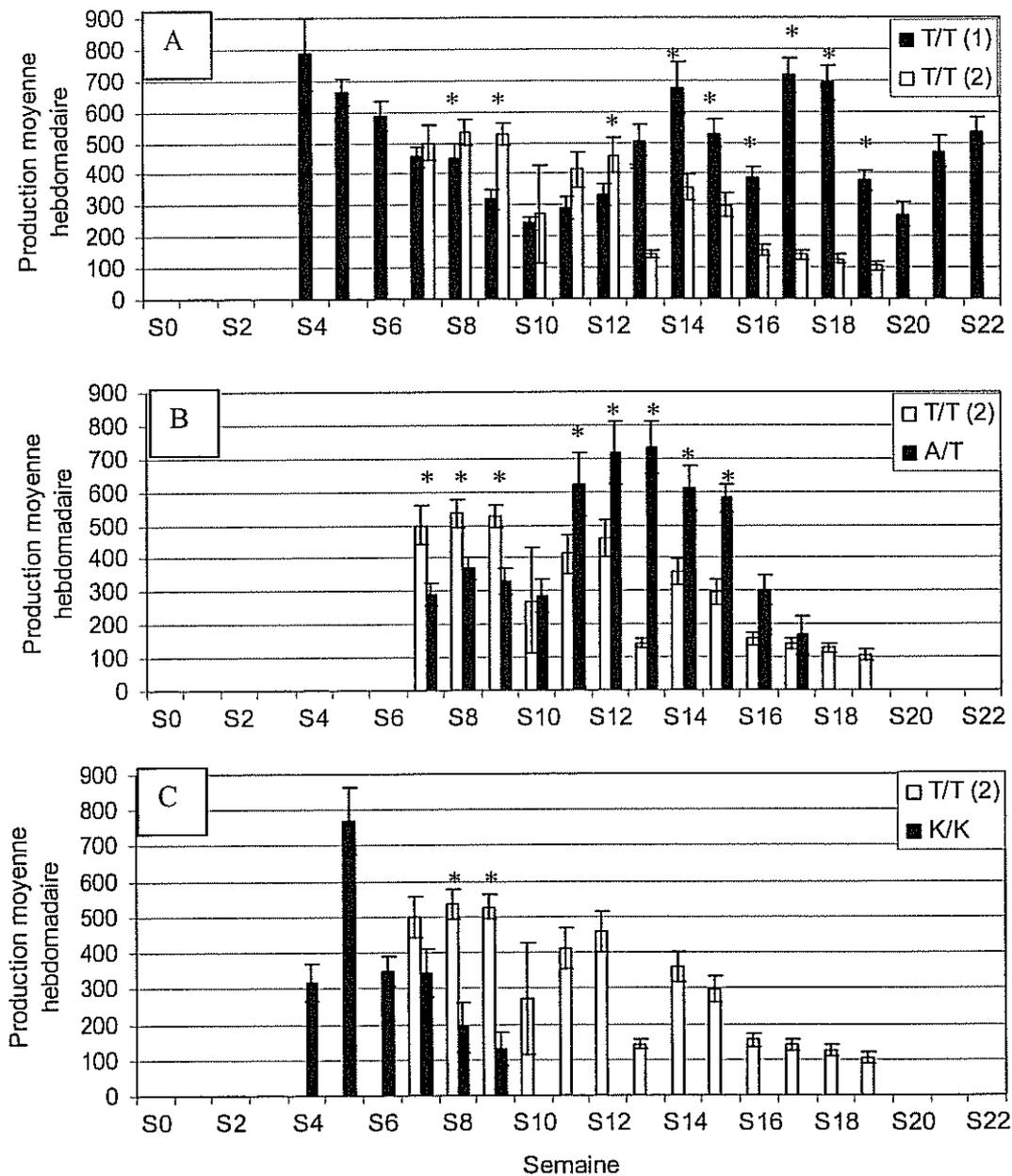
*b. Production cercarienne moyenne hebdomadaire* : les productions cercariennes moyennes hebdomadaires des populations sont graphiquement présentées dans la figure 44. En A, nous comparons les productions des deux couples sympatriques T/T (1) et T/T (2) en fonction de la charge parasitaire des mollusques, en B, nous avons comparé les moyennes de productions cercariennes hebdomadaires du couple sympatrique T/T (2) à celles du couple allopatrique A/T et en C, nous avons comparé les productions cercariennes moyennes hebdomadaires des deux couples hôte-parasite sympatriques d'origine distincte.

Au niveau des couples sympatriques T/T (1) et T/T (2) (figure 44A), les productions cercariennes moyennes hebdomadaires ont varié en trois temps. Pendant les semaines S7, S10 et S11, les productions cercariennes sont sensiblement identiques en infestation monomiracidiale T/T (1) et en infestation plurimiracidiale T/T (2) ( $p>0,05$ ). Pendant les semaines S8, S9 et S12, les productions cercariennes des *B. pfeifferi* sont significativement plus élevées en infestation plurimiracidiale qu'en infestation monomiracidiale (tests U ;  $p<0,05$ ). De la semaine S13 jusqu'à la fin (S18), les mollusques infestés par 1 miracidium ont significativement plus produit que les *B. pfeifferi* en infestation plurimiracidiale (tests U ;  $p<0,05$ ).

Au niveau de la figure 44B, l'analyse comparative des productions cercariennes moyennes hebdomadaires entre le couple T/T (2) et le couple A/T montrent trois cas de figures. La première phase où les productions hebdomadaires moyennes des mollusques en système sympatrique sont significativement plus élevées que les productions des mollusques en système allopatrique pendant les semaines S7, S8 et S9 (tests U ;  $p<0,05$ ). Pendant la deuxième phase d'une semaine (S10) les moyennes de productions hebdomadaires sont sensiblement identiques ( $p>0,05$ ). De la 11<sup>ème</sup> à la 16<sup>ème</sup> semaine post-infestation, les productions cercariennes moyennes des mollusques du couple T/T (2) ont significativement baissé par rapport aux mollusques du couple A/T (tests U ;  $p<0,05$ ).

Entre le couple T/T (2) et le couple K/K (figure 44C), la comparaison statistique n'a été possible que sur les trois semaines de production que les deux couples ont en commun.

Sur deux semaines (S8 et S9), les moyennes de productions cercariennes hebdomadaires du couple T/T (2) sont significativement supérieures à celles du couple K/K (tests U ;  $p < 0,05$ ).



**Figure 44 :** Productions cercariennes hebdomadaires moyennes dans les couples sympatriques et allopatriques. Origine géographique des couples hôte/parasite : T : Toho-Todounga, K : Kpinnou, A : Arazat, Oman. Les barres représentent les écarts-standards, Figure A : influence de la charge miracidiale, Figure B : influence de la population de mollusques, Figure C : influence de la population de parasite, (\*) : différences significatives,  $p < 0,05$ )

## B. Traits d'histoire de vie des mollusques hôtes

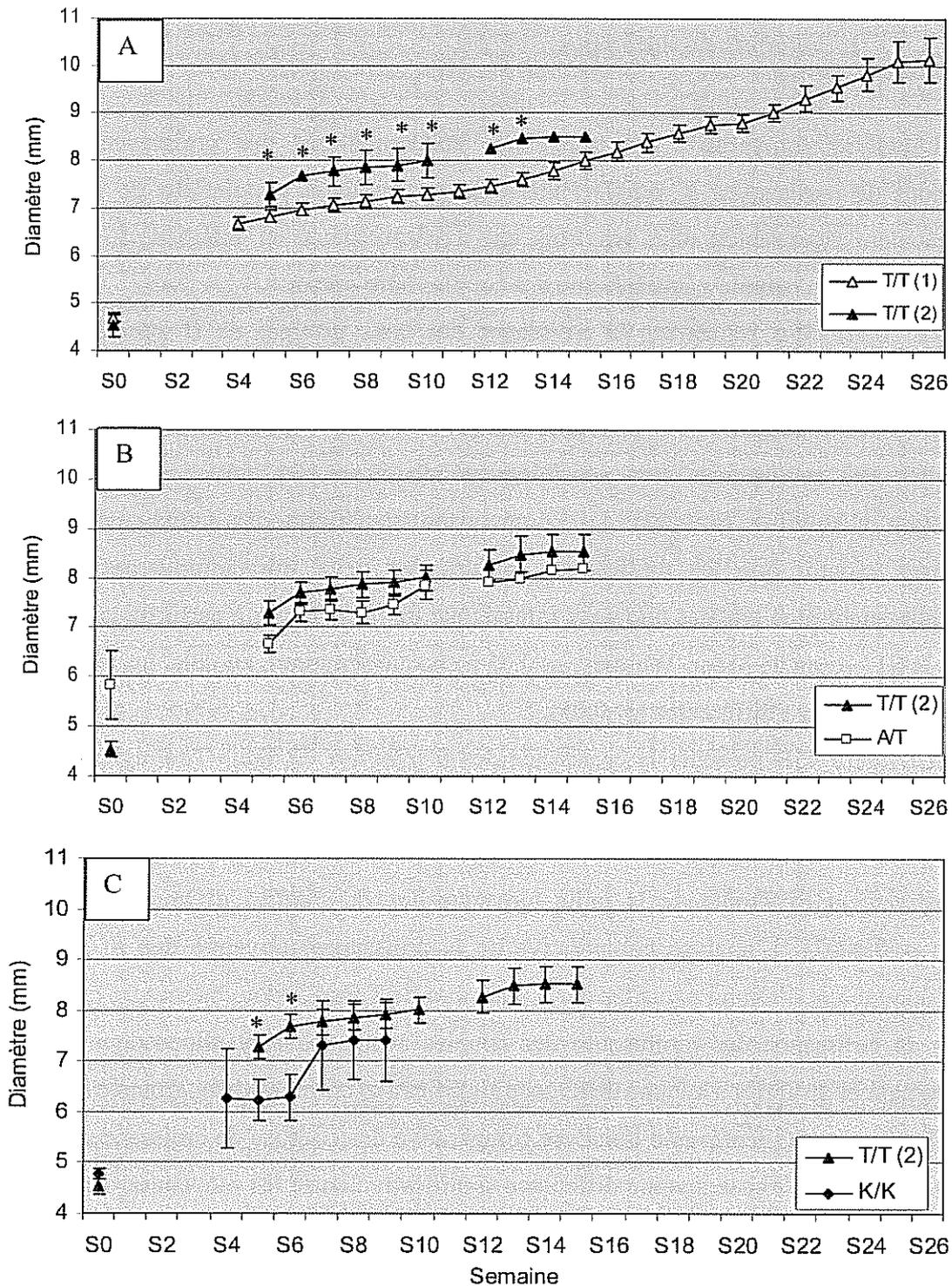
### 1. Croissance des mollusques

L'analyse comparative des moyennes hebdomadaires des croissances des trois populations de mollusques *B. pfeifferi* infestées par les deux populations de parasites est graphiquement représentée dans les trois cas expérimentaux en fonction du nombre de miracidiums et de l'origine géographique des couples hôte-parasite.

La figure 45A représente la croissance des deux groupes de *B. pfeifferi* de Toho parasités, l'un en infestation monomiracidiale et l'autre en infestation bimiracidiale de la 5<sup>ème</sup> semaine à la 26<sup>ème</sup> semaine pour le couple T/T (1) et à la 15<sup>ème</sup> semaine pour le couple A/T. Les tailles des mollusques sont sensiblement identiques. La taille des mollusques à l'infestation s'équilibre ( $p > 0,05$ ). La comparaison statistique des tailles moyennes des mollusques montre que les mollusques infestés par deux miracidiums ont des tailles significativement plus grandes que ceux infestés par un miracidium à partir de la semaine S5 jusqu'à la S13 (tests de Mann-Whitney,  $p < 0,05$  à chaque semaine), au-delà, les tailles ne sont pas significativement différentes ( $p > 0,05$ ).

La figure 45B présente la croissance des *B. pfeifferi* de Toho-Todougba et d'Oman parasités par *S. mansoni* de Toho-Todougba de la 7<sup>ème</sup> à la 15<sup>ème</sup> semaine post-infestation, A l'infestation, la taille moyenne des *B. pfeifferi* de Toho-Todougba ( $4,53\text{mm} \pm 0,15$ ) est significativement différente de la taille moyenne des *B. pfeifferi* d'Oman ( $5,83\text{mm} \pm 0,7$ ) ( $U=66$  ;  $p=0,0003$ ). L'analyse comparative de la croissance moyenne des *B. pfeifferi* de Toho-Todougba et d'Oman parasités par *S. mansoni* de Toho-Todougba montre que les deux courbes de croissance des mollusques des couples sympatrique et allopatrique se suivent parallèlement et qu'il n'y a aucune différence significative entre les deux groupes ( $p > 0,05$ ).

La figure 45C représente l'analyse comparative des courbes de croissances du couple T/T (2) et K/K. Il n'existe aucune différence significative entre les moyennes des tailles des deux populations de mollusques à l'infestation ( $p > 0,05$ ). Les moyennes de taille de la population de mollusques de Toho-Todougba sont significativement plus élevées que les moyennes de tailles de la population de mollusques de Kpinnou dans la 6<sup>ème</sup> semaine post-infestation ( $U_{S6}=7$  ;  $p=0,0184$ ). Aucune différence n'est statistiquement relevée au niveau des autres semaines ( $p > 0,05$ ).

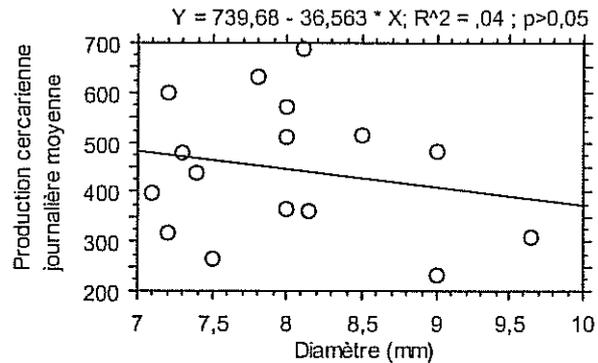


**Figure 45 :** Croissances des deux populations de *B. pfeifferi* dans les différents couples hôte-parasite. Origine géographique des couples hôte/parasite : T : Toho-Todougba, K : Kpinnou, A : Arazat, Oman, A : influence de la charge parasitaire sur la croissance des mollusques, B : variation de la croissance en fonction de la population des mollusques, C : variation de la croissance des mollusques en fonction de l'origine géographique du parasite, (\*) : différence significative de croissance,  $p < 0,05$

## Relation croissance / production cercarienne

Le test de corrélation entre la croissance des mollusques et la production cercarienne hebdomadaire moyenne est réalisé au niveau des couples sympatriques *B. pfeifferi* de Toho-Todougba / *S. mansoni* Toho-Todougba. Ce test (Figure 46) ne montre pas de relation entre le diamètre des mollusques et la production cercariennes ( $p>0,05$ ).

**Figure 46** : Relation entre diamètre des mollusques et production cercarienne journalière moyenne à la 12<sup>ème</sup> semaine post-infestation



## 2. Reproduction des mollusques

Nous n'avons observé aucune ponte au niveau des trois populations de mollusques parasités durant le temps de l'expérience.

## 3. Survie des mollusques

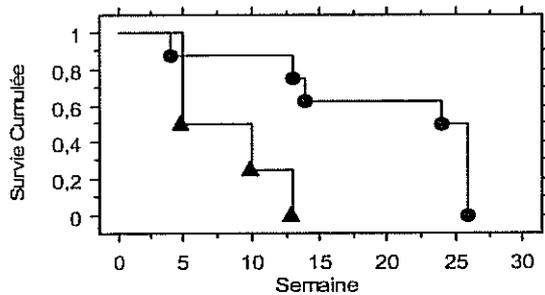
Les figures 47, 48 et 49 représentent les courbes de survie des trois populations de *B. pfeifferi* infestées par les deux populations de *S. mansoni* du Bénin.

Les courbes de survie des deux groupes de *B. pfeifferi* de Toho-Todougba parasités respectivement par un et deux miracidiums de *S. mansoni* de Toho-Todougba ont été établies sur une période de 23 semaines post-infestations (Figure 47). La mortalité est significativement plus forte chez les mollusques du couple T/T (2) que chez ceux du couple T/T(1), ( $Khi\ carré=10,955$  ;  $ddl=1$  ;  $p=0,0009$ ).

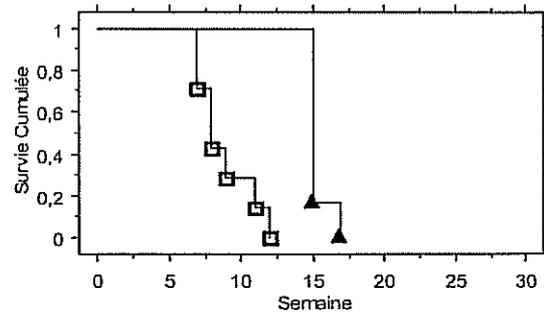
Les courbes de survie de *B. pfeifferi* de Toho-Todougba et de *B. pfeifferi* d'Oman parasités par *S. mansoni* de Toho-Todougba ont été établies sur une période de 17 semaines post-infestation (Figure 48). La mortalité est significativement plus forte chez les *B. pfeifferi*

du couple allopatrique de Arazat A/T par rapport à ceux du couple sympatrique de Toho-Todougba T/T (2), ( $Khi\ carré=12,820$ ,  $ddl=1$  ;  $p=0,0003$ ).

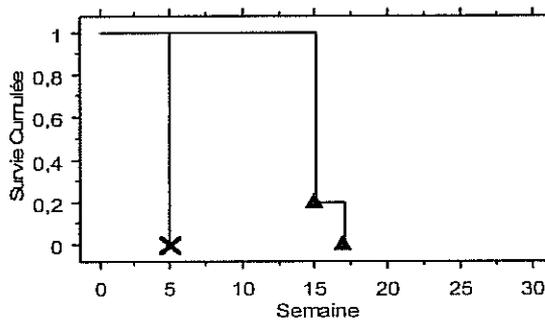
Les courbes de survie de *B. pfeifferi* de Toho-Todougba et de *B. pfeifferi* Kpinnou parasités par *S. mansoni* de Toho-Todougba et par *S. mansoni* de Kpinnou respectivement ont été établies sur une période de 17 semaines post-infestation (Figure 49). La mortalité est significativement plus forte chez les *B. pfeifferi* de Kpinnou par rapport à ceux de Toho-Todougba ( $Khi\ 2=5,000$  ;  $ddl=1$  ;  $p=0,0253$ ).



**Figure 47** : Courbes de survie des *B. pfeifferi* de Toho-Todougba infestés par *S. mansoni* de Toho-Todougba : T/T (1) (rond) et T/T (2) (triangle)



**Figure 48** : Courbes de survie des deux populations de *B. pfeifferi* de Toho-Todougba et de Arazat infestées par *S. mansoni* de Toho-Todougba : couple sympatrique (triangle) et couple allopatrique (carré)



**Figure 49** : Courbes de survie des deux populations de *B. pfeifferi* de Toho-Todougba et de Kpinnou infestées respectivement par *S. mansoni* de Toho-Todougba et *S. mansoni* de Kpinnou : couple T/T (triangle) et couple K/K (croix)

### III. Discussion

Les résultats de notre étude montrent qu'au Bénin les traits d'histoire de vie du parasite *S. mansoni*, période prépatente, taux d'infestation et production cercarienne et les traits de vie du mollusque hôte, croissance et survie varient en fonction de la charge parasitaire, de l'origine géographique de la population de mollusque et de l'origine géographique de la population de parasite.

Nos résultats montrent qu'avec la population de *S. mansoni* de Toho-Todougba, alors que la durée de la période prépatente de la population ne varie pas en fonction de la charge parasitaire, le taux d'infestation, la production cercarienne, la croissance et la survie des mollusques sont influencés par la charge parasitaire. En infestation monomiracidiale, nos résultats montrent que le taux d'infestation est plus faible que si les mollusques sont infestés par plusieurs miracidiums. Ce résultat conforte la conclusion de Lwambo *et al.* (1987) dans le modèle *S. mansoni* / *B. arabica*. En effet, sur quatre lots de *B. arabica* soumis respectivement et individuellement à 1, 2, 4 ou 8 miracidiums de *S. mansoni* obtenu localement, ces auteurs obtiennent les taux d'infestation de 10,7; 16,7; 24,1 et 50,0% respectivement, significativement différents. Donc plus il y a de miracidiums en jeu pour un mollusque, plus la chance d'infestation du mollusque est grande. Nous n'avons pas de bibliographie sur l'influence de la charge parasitaire dans le modèle *S. mansoni* / *B. pfeifferi*. Notre étude montre également que la production cercarienne, en infestation monomiracidiale est plus forte qu'en infestation plurimiracidiale. Ces résultats sont conformes à ceux de plusieurs travaux notamment ceux de Sturrock & Sturrock (1970) sur le modèle *S. mansoni* / *B. glabrata*, Pesigan *et al.* (1958) in Théron (1985) sur le modèle *S. japonicum* / *Oncomelania quadrasi* et Mouahid & Combes (1987) sur le modèle *S. bovis* / *Bulinus truncatus*. Tous ces auteurs lient la forte productivité en infestation monomiracidiale à l'absence d'interférence entre le développement des miracidiums ou des sporocystes pères au cours des infestations monomiracidiales, une hypothèse avec laquelle nous nous rallions. Nos résultats sont, par contre, différents de ceux obtenus par Théron (1985) dans le système *S. mansoni* / *B. glabrata*, des résultats de Chu *et al.*, (1966) pour *S. haematobium* / *B. truncatus*; de Massoud (1974) in Théron (1985) pour *Ornithobilharzia turkestanicum* / *Lymnaea gedrosiana* et de Sluiter *et al.*, (1980) in Théron (1985) pour *Trichobilharzia ocellata* / *Lymnaea stagnalis*, où il a été signalé une plus forte production cercarienne en infestation plurimiracidiale. Nos résultats sont également différentes de ceux de Touassem & Théron (1989) sur le modèle *S.*

*rodhaini* / *B. glabrata*, où la production cercarienne était équivalente en infestation monomiracidiale et en infestation plurimiracidiale. Ces auteurs interprètent cette similarité de production à la capacité que possédaient les sporocystes primaires à produire de nombreux sporocystes secondaires et pendant une longue période.

Du point de vue compatibilité hôte-parasite, contrairement à ce qui a été révélé par plusieurs travaux, la population de *S. mansoni* du Bénin, en l'occurrence la population de parasite de Toho-Todounga, est compatible avec tous les mollusques *B. pfeifferi* aussi bien en systèmes sympatriques qu'en systèmes allopatriques. Dans plusieurs études, les résultats ont prouvé que la compatibilité est souvent meilleure au sein de couples hôte-parasite sympatriques, qu'au sein de couples allopatriques. Dans les couples allopatriques, tous les degrés de comptabilité peuvent exister y compris l'absence de compatibilité (Frandsen, 1979b). Des études sur la compatibilité entre couples homopatriques et allopatriques ont été effectuées par Tchuem Tchuente *et al.* (1999) et par Southgate *et al.* (2000). Il en ressort une moins bonne compatibilité entre *S. mansoni* du Cameroun et *B. pfeifferi* du Sénégal par rapport au couple sympatrique *S. mansoni* Sénégal et *B. pfeifferi* Sénégal, suggérant une forte adaptation entre le parasite et l'hôte sympatrique. Nos résultats semblent montrer l'absence d'adaptation locale du parasite à son hôte-intermédiaire. Les parasites *S. mansoni* du Bénin seraient donc capables de s'adapter à tous les mollusques *B. pfeifferi* de la zone CEDEAO, de l'Afrique et du Moyen-Orient. Cette hypothèse est confortée par les travaux de Prugnolle *et al.*, (2006) dans le modèle *S. mansoni* / *B. glabrata*, prouvant la non évidence de l'adaptation locale dans ce système hôte-parasite.

Nos résultats concernant la variabilité interpopulationnelle des parasites sont en accord avec les conclusions de plusieurs travaux réalisés, prouvant la variabilité des traits de vie entre les populations de parasites d'origine différente (Webbe & James, 1971 *in* Kéchemir & Théron, 1997 ; Kéchemir & Théron, 1997).

Pour les deux espèces de mollusques utilisées dans l'expérience, aucune ponte n'est observée, preuve de l'altération de la fonction reproductrice des mollusques par le parasite. Nos résultats confirment ceux obtenus par Meuleman (1972) dans le système *S. mansoni*/*B. pfeifferi*.

CHAPITRE 4 : ANALYSE COMPARATIVE DES TRAITES  
D'HISTOIRE DE VIE DANS LES  
SYSTEMES SYMPATRIQUES ET  
ALLOPATRIQUES *S. MANSONI* DE TOHO-  
TODOUGBA (BENIN) ET CINQ  
POPULATIONS DE *B. PFEIFFERI* DU  
BENIN ET D'OMAN

## INTRODUCTION

Les résultats expérimentaux obtenus dans le chapitre précédent ont permis de constater la variation des traits d'histoire de vie de *S. mansoni* et des traits d'histoire de vie de *B. pfeifferi* en fonction de la charge miracidiale, des populations de mollusque et des populations de parasite. Dans cette expérience, nous voulons connaître l'influence propre d'une seule population de parasite sur les traits d'histoire de vie de plusieurs populations de mollusques hôtes intermédiaires et en retour, connaître l'influence de ces différentes populations de mollusques vecteurs sur les traits d'histoire de vie du parasite. Afin d'éviter les interactions possibles entre les sporocystes de sexes différents, voire de sporocystes de même sexe,, l'infestation de tous les mollusques exposés est ici monomiracidiale. De plus, afin de compléter l'analyse de l'influence du parasite sur ces mollusques, nous comparerons les traits d'histoire de vie entre les mollusques parasités, les mollusques exposés mais négatifs et des mollusques sains.

### I. Protocole expérimental

Nous avons utilisé une population de parasite *S. mansoni* et cinq populations de mollusques *B. pfeifferi*. Le parasite provient du site de Toho-Todougba dans le sud du Bénin. Les mollusques vecteurs sont composés de trois populations locales venant des sites de Parakou, de Kpinnou et Toho-Todougba et de deux populations allochtones, d'origine omanaise venant des sites Arazat et Siginitti. Les différents couples hôte-parasite expérimentaux sont présentés dans le tableau 25.

**Tableau 25 :** Origines géographiques des mollusques exposés à *S. mansoni* de Toho-Todougba : T : Toho-Todougba, K : Kpinnou, P : Parakou, A : Arazat, Oman, S : Siginitti, Oman

Population de mollusques	Couple sympatrique		Couple allopatrique		
	T	P	K	A	S
Nombre de mollusques exposés	30	30	30	30	30
Taille à l'exposition (M ± ES)	4,93 ± 0,06	5,48 ± 0,05	4,57 ± 0,14	4,87 ± 0,11	4,93 ± 0,10

L'infestation se fait par l'exposition d'un miracidium de *S. mansoni* de Toho-Todougba par mollusque.

Pour chaque population de mollusques, deux lots sont constitués : un lot témoin de 15 mollusques et un lot expérimental de 30 mollusques de tailles entre 4 à 5 mm. Au total, nous avons utilisé 150 mollusques (30T, 30P, 30K, 30A et 30S) exposés à 1 miracidium de *S. mansoni* de Toho-Todougba et 75 (15T, 15P, 15K, 15A et 15S) mollusques témoins non exposés (appelés « sains »). Les tailles à l'exposition des populations de mollusques sains T, K, A et S ne sont pas significativement différentes ( $p > 0,05$ ). Ces derniers mollusques sont placés dans les mêmes conditions que les mollusques exposés, ce qui porte à 225 le nombre total de mollusques étudiés. Aucune différence significative de taille n'existe au niveau des populations des mollusques T, K, A et S à l'exposition. Par contre, La taille à l'exposition de la population de mollusque P est significativement plus grande que celles des autres populations de mollusques ( $F=11,726$  ;  $p < 0,0001$ ).

Chaque individu du lot expérimental (exposé à 1 miracidium) et du lot sain est isolé dans un verre plastique contenant 150 ml d'eau de forage à 25°C et nourri avec de la salade fraîche depuis le premier jour de l'expérience. Chaque verre est marqué d'une étiquette formée par une ou deux lettres rappelant l'origine du mollusque (T, K, P, A et S) et un numéro de 1 à 30 affecté à chacun des trente mollusques exposés par population et de 31 à 45 affecté à chacun des quinze mollusques témoins.

Les procédures de la prise des différents paramètres de traits d'histoire de vie sont les mêmes que dans les deux expériences précédentes. Toutefois, nous apportons quelques précisions liées à cette étude.

A partir du vingt-quatrième jour post-exposition, les mollusques exposés sont testés individuellement afin de voir s'ils émettent des cercaires (ils sont alors déclarés « positifs ») et ainsi de déterminer le taux d'infestation et la période prépatente. Ces tests sont renouvelés dès que possible, soit un jour sur deux pour chacune des populations du parasite. Les mollusques exposés mais non « positifs » sont appelés « exposés négatifs ». Les mollusques morts à partir du 14<sup>e</sup> jour post-exposition sont examinés et ceux qui se révèlent positifs sont pris en compte dans le calcul du taux d'infestation du parasite sur les différentes populations de mollusques. La quantification de la production cercarienne est obtenue sur un échantillon de 9 mollusques par population (soit 45 mollusques). Les mollusques positifs morts sont remplacés par les individus de la même population et de taille semblable jusqu'à épuisement. Tous les mollusques (sains, exposés négatifs et parasités) sont mesurés, une fois par semaine, de l'infestation (0 SPI) jusqu'à la 20<sup>ème</sup> SPI ou jusqu'à la mort du mollusque. La reproduction

est appréciée sous trois angles : le nombre moyen hebdomadaire de pontes par mollusque, le nombre moyen hebdomadaire d'œufs par mollusque et le nombre d'œufs par ponte. Au terme de l'expérience (soit 20 semaines post-infestation), les mollusques exposés négatifs sont disséqués et examinés à la loupe afin de déceler d'éventuels cas d'impasse parasitaire. A noter qu'au cours de l'expérience, l'eau de chacun des verres est renouvelée régulièrement et les mollusques morts sont comptabilisés.

## II. Résultats

### A. Les traits d'histoire de vie du parasite

#### 1. Période prépatente

La durée des périodes prépatentes de la population de parasite au niveau des différentes populations de mollusques est représentée dans le tableau 26. Ce tableau présente le nombre de mollusques positifs dans chaque population en fonction des jours post-infestation.

**Tableau 26 :** Périodes prépatentes de la population de *S. mansoni* de Toho-Todougba au niveau de cinq populations de *B. pfeifferi*. Origine géographique des mollusques: T : Toho-Todougba, P : Parakou, K : Kpinnou, A : Arazat, Oman, S : Siginitti, Oman

Population de mollusques		Système sympatrique		Système allopatrique		
		T	P	K	A	S
Jours post-exposition	24	0	0	0	0	0
	26	0	0	0	0	0
	27	0	0	0	0	0
	28	16	10	7	13	8
	30	4	6	17	7	5
	32	0	0	1	1	0
	34	1	2	1	0	0
	36	0	0	0	0	0
	38	0	0	0	0	0
Moyenne		28,67	29,33	29,69	28,86	28,77
Ecart-standard		0,33	0,46	0,27	0,27	0,29
Nombre de mollusques parasités		21	18	26	21	13

On remarque que dans toutes les populations de mollusques infestés, l'émission cercarienne commence au 28ème jour post-infestation et est étalée sur 7 jours au maximum. L'analyse comparative des périodes prépatentes montre des différences significatives entre les cinq populations de mollusques ( $H=11,451$  ;  $p=0,0219$ ). Les tests Post-hocs de Dunn indiquent des différences de périodes prépatentes entre la population de *B. pfeifferi* de Kpinnou K et les *B. pfeifferi* des autres populations se traduisant par une plus longue période prépatente de *S. mansoni* de Toho-Todougba sur les mollusques *B. pfeifferi* de Kpinnou ( $p<0,05$  pour les analyses entre K et T, P, A, S). Les durées de la période prépatente du parasite sont sensiblement identiques sur les populations de *B. pfeifferi* (T, P, A et S) ( $p>0,05$ ).

## 2. Taux d'infestation

Les taux d'infestation des cinq populations de *B. pfeifferi* infestées par la population de *S. mansoni* de Toho-Todougba sont représentés dans le tableau 27.

**Tableau 27 :** Taux d'infestation de la population de *S. mansoni* sur cinq populations de *B. pfeifferi*. Origine géographique des mollusques: T : Toho-Todougba, P : Parakou, K : Kpinnou, A : Arazat, Oman et S : Siginiti, Oman

Population de mollusques	Système sympatrique	Système allopatrique			
	T	P	K	A	S
Nombre de mollusques exposés	30	30	30	30	30
Nombre de mollusques ayant survécus	25	22	30	26	28
Nombre de mollusques parasités	21	18	26	21	13
Taux d'infestation (%)	84,00	81,82	86,67	80,77	46,43

Le taux d'infestation est partout élevé aussi bien en système sympatrique qu'en système allopatrique. Il est supérieur à 80% sur presque l'ensemble des populations exposées, exceptée la population de Siginiti où nous avons enregistré un taux de 46,43%. Les comparaisons statistiques multiples ne montrent aucune différence de taux d'infestation du parasite entre les populations de mollusques T, P, K et A ( $p>0,05$ ). Par contre, le test Z montre que les taux d'infestation du parasite au niveau des mollusques S sont significativement plus faibles que ceux du parasite sur les quatre autres populations de

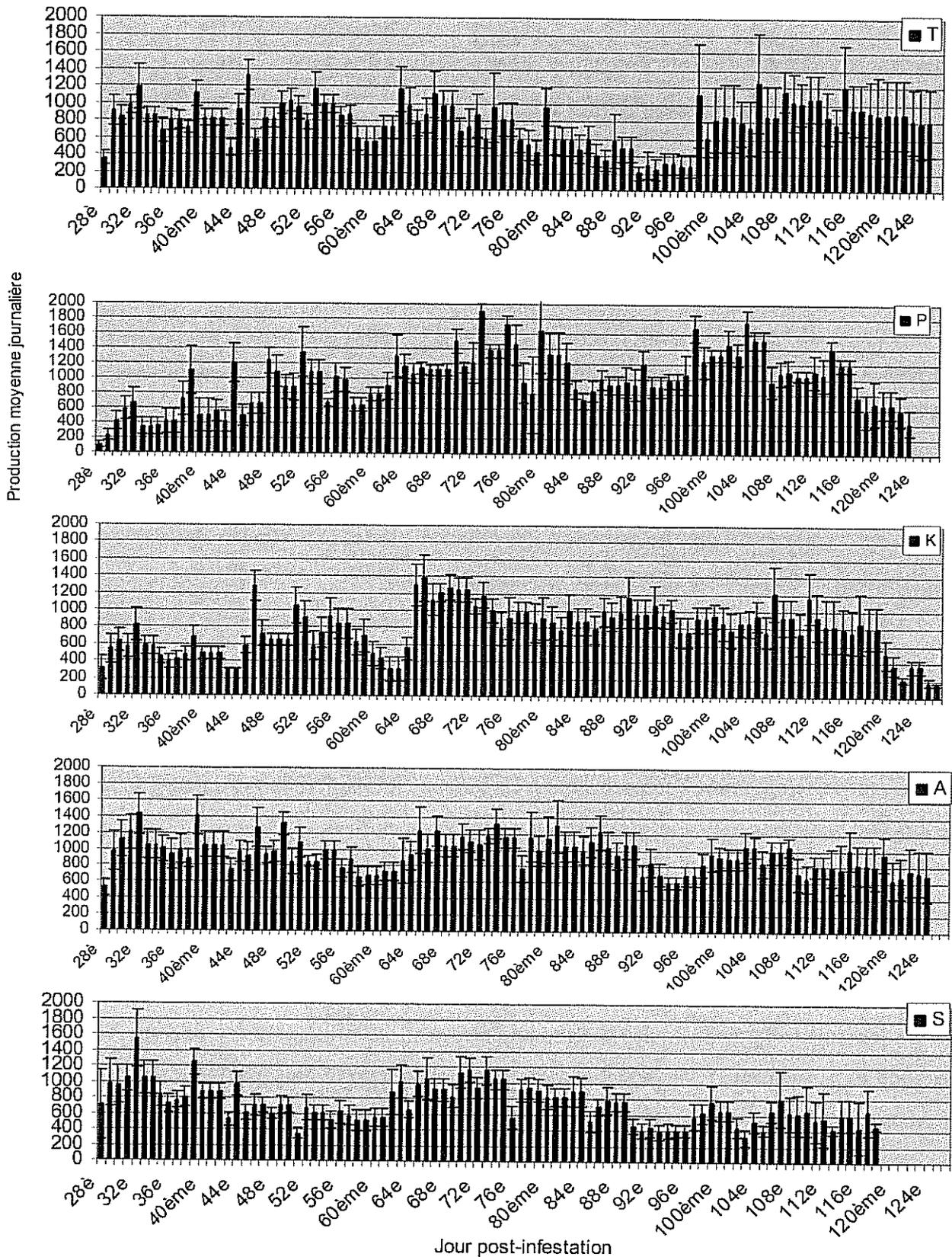
mollusques : Toho-Todougba T ( $Z=2,34$  ;  $p<0,05$ ), Parakou P ( $Z=2,10$  ;  $p<0,05$ ), Kpinnou K ( $Z=2,73$  ;  $p<0,05$ ) et Arazat A ( $Z=2,12$  ;  $p<0,05$ ).

### 3. Production cercarienne

3.1. *Production cercarienne journalière* : elle est analysée au niveau de chaque couple hôte-parasite. La figure 50 représente graphiquement les productions cercariennes journalières des cinq populations de *B. pfeifferi* infestées par la population de *S. mansoni* de Toho-Todougba. Elle est présentée du premier jour de production jusqu'au dernier jour de l'expérience (20 semaines). Pour chaque couple, la quantification des cercaires est réalisée sur 9 mollusques parasités et s'est poursuivie jusqu'à épuisement des mollusques parasités dans chaque couple. La variation des taux de survie dans chacun des couples est analysée plus loin (voir paragraphe survie des mollusques).

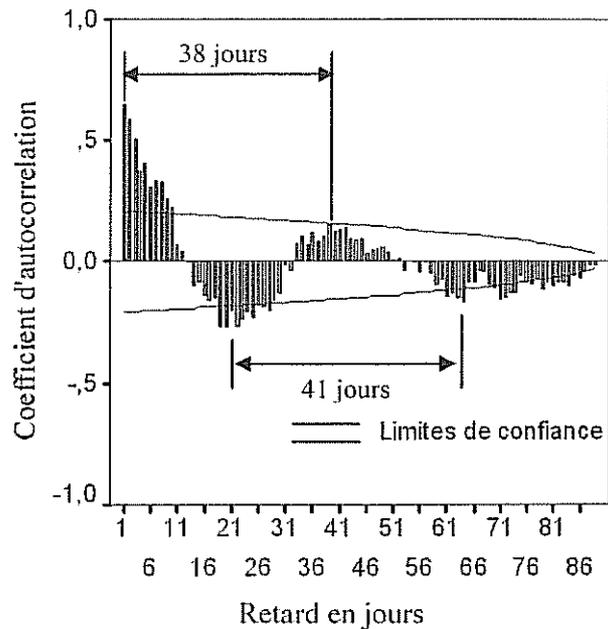
Au niveau de tous les couples hôte-parasite, la production cercarienne journalière est faite d'une alternance de période de forte production et de période de faible production. Les moyennes journalières de production cercarienne sont d'environ 200 cercaires et les moyennes de production journalière les plus élevées peuvent atteindre 1800 cercaires.

L'autocorrélogramme de la production cercarienne journalière moyenne de *S. mansoni* de Toho-Todougba par toutes les populations de mollusques T, P, K, A et S sur une période de 90 jours post-infestation. Il n'existe pas de rythme de production au niveau des mollusques de Toho-Todougba, de Parakou, de Kpinnou et de Arazat. Par contre, le test d'autocorrélation indique l'existence d'un rythme de production cercarienne au niveau de *B. pfeifferi* de Siginitti avec une périodicité de production variant entre 38 jours et 41 jours. Nous déduisons alors de l'autocorrélogramme de la production cercarienne journalière moyenne de la population de *S. mansoni* Toho-Todougba sur la population de mollusques de *B. pfeifferi* de Siginitti que la périodicité de production est de 39 jours (Figure 51).



**Figure 50 :** Productions cercariennes journalières moyennes des différents couples hôte-parasite. Les barres représentent les écarts-standards. Origine géographique des mollusques: T : Toho-Todougba, K : Kpinnou, A : Arazat, Oman, S : Siginitti, Oman

**Figure 51 :** Autocorrélogramme de la production cercarienne journalière moyenne de *B. pfeifferi* Siginitti / *S. mansoni* Toho-Todougba



Le tableau 28 récapitule les données comparatives des productions cercariennes journalières au niveau des différents couples hôte-parasite. Nous avons considéré la moyenne journalière de production obtenue sur le nombre total de jours de production cercarienne et les valeurs maximale et minimale des moyennes journalières de production.

**Tableau 28 :** Valeurs des productions cercariennes journalières moyennes dans les différents couples hôte-parasite. Origine géographique des mollusques: T : Toho-Todougba, P : Parakou, K : Kpinnou, A : Arazat, Oman, S : Siginitti, Oman

Population de mollusques	Système sympatrique	Système allopatrique			
	T	P	K	A	S
Moyenne journalière de production	780,62	973,79	779,37	945,14	726,07
Ecart-standard	24,91	37,63	28,01	19,58	24,46
Nombre de jours de production	98	96	99	97	91
Maximum	2856	3396	2860	2788	3472
Minimum	4	12	8	24	24

La production cercarienne est élevée au niveau de tous les couples hôte-parasite. Elle varie en moyenne de 726 à 973 cercaires. La valeur maximale de production journalière obtenue est 3472 cercaires par la population de mollusque de Siginitti et la valeur minimale de production cercarienne est de 4 cercaires obtenue au niveau de la population de mollusque de

Toho-Todounga. Toutes les populations de mollusques ont produit pendant au moins pendant 90 jours (soit environ 13 semaines de production).

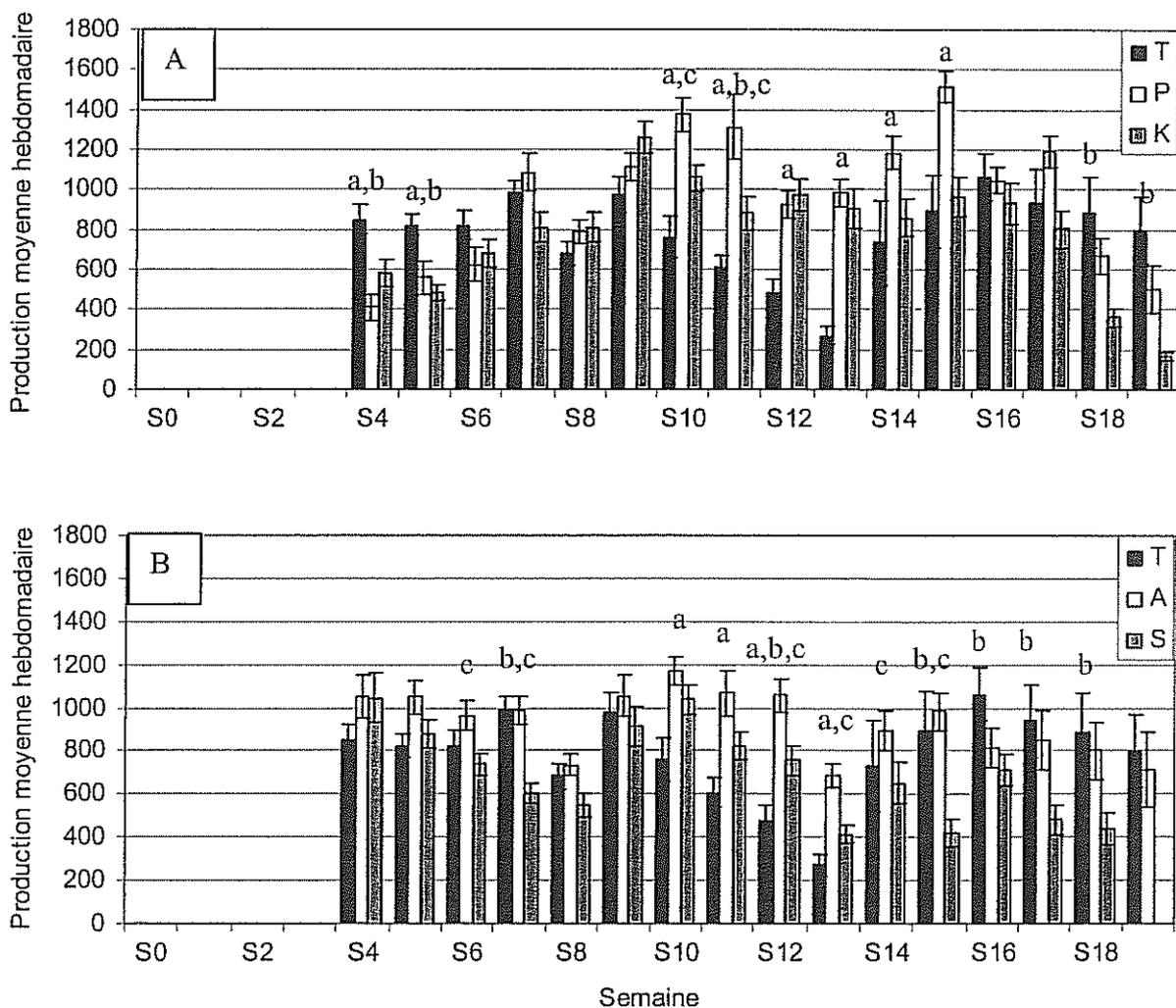
Statistiquement, les productions moyennes journalières sont significativement différentes entre les cinq couples hôte-parasite ( $F=15,963$  ;  $p<0,05$ ). Les tests Post-hocs de comparaisons multiples de Tukey-Kramer montrent que les productions journalières des mollusques T, K et S sont sensiblement identiques ( $p>0,05$ ). De même, les productions cercariennes des mollusques P et A ne sont pas significativement différentes entre elles ( $p>0,05$ ). Par contre, les productions des mollusques T, K et S sont significativement moins élevées que celles des mollusques P et A ( $p<0,05$  pour les binômes (T, P), (T, A), (K, P), (K, A), (S, P) et (S, A)).

*3.2. Production cercarienne moyenne hebdomadaire* : Nous allons comparer, dans un premier temps, les productions cercariennes hebdomadaires moyennes de la population de *S. mansoni* de Toho-Todounga chez les trois populations de *B. pfeifferi* du Bénin (la population sympatrique T et les populations allopatriques mais locales P et K), (Figure 52A). Dans un deuxième temps, nous allons analyser comparativement les productions cercariennes hebdomadaires moyennes de la population de *S. mansoni* de Toho-Todounga chez les trois populations de *B. pfeifferi* suivantes (la population sympatrique T béninoise et les populations allopatriques omanaises A et S (Figure 52B).

L'analyse de la figure 52A montre des différences significatives des moyennes hebdomadaires de production sur les semaines S4, 5, 10, 11, 12, 13, 14, 15, 18 et S19 (tests F,  $p<0,05$  chaque semaine). Les tests Post-hocs de comparaisons multiples montrent trois phases d'évolution cercarienne. Ainsi, pendant les deux premières semaines, les moyennes de la production des mollusques T sont significativement plus élevées que celles des mollusques P et K qui ont une production sensiblement égale. Au cours des semaines S10, S11, S12, S13 et S14, les productions moyennes hebdomadaires des mollusques P sont significativement plus élevées que celles des mollusques T et des mollusques K (S10 et S11) ( $p<0,05$ ). Au cours des semaines S18 et S19, les productions moyennes hebdomadaires des mollusques T sont à nouveau supérieures à celles des mollusques K ( $p<0,05$ ) mais restent sensiblement égales aux moyennes hebdomadaires de production des mollusques P ( $p>0,05$ ).

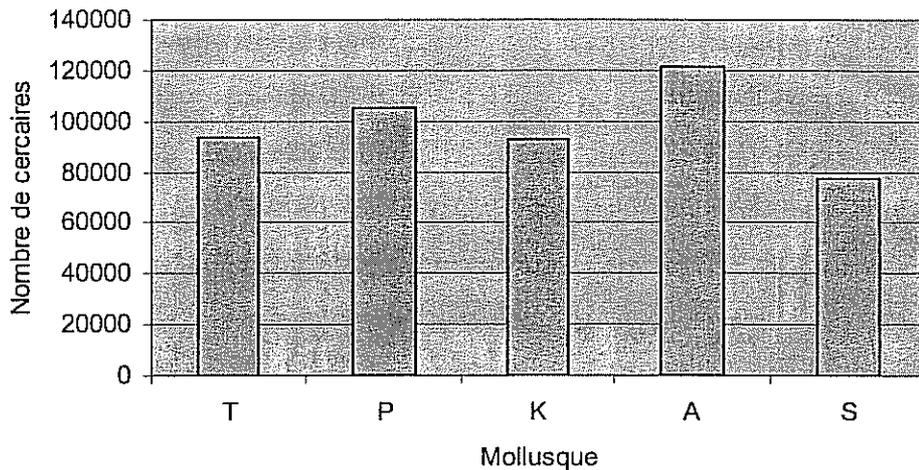
L'analyse de la figure 52B montre des différences significatives de moyennes hebdomadaires de production sur presque toutes les semaines (tests F,  $p<0,05$  chaque semaine) exceptées les semaines S4, S5, S8 et S9 ( $p>0,05$ ). Les tests Post-hocs de comparaisons multiples présentent trois types de tendances. Au cours des semaines S6, S7,

S14 à S18, les moyennes de production hebdomadaire des mollusques T et A sont sensiblement identiques ( $p > 0,05$ ), de même que les productions de T et S au cours des semaines S10, S11, S13 et S14 ( $p > 0,05$ ). Par contre, les moyennes de production hebdomadaire des mollusques A sont significativement plus élevées que celles des mollusques T au cours des semaines S10, 11, 12 et 13 ( $p < 0,05$ ). Les moyennes de productions hebdomadaires de mollusques T sont également significativement plus élevées que les moyennes de S à partir de la semaine S15 ( $p < 0,05$ ).



**Figure 52 :** Productions cercariennes hebdomadaires moyennes des différents couples hôte-parasite. Les barres représentent les écarts-standards. Origine géographique des mollusques : T : Toho-Todougba, K : Kpinnou, A : Arazat, Oman, S : Siginiti, Oman. (a : différence significative entre T et P ou entre T et A, b : différence significative entre T et K ou entre T et S et c : différence significative entre P et K ou entre A et S,  $p < 0,05$ ), Figure A : Analyse comparative de la production des mollusques du Bénin, Figure B : Analyse comparative de la production du couple sympatrique par rapport aux couples allopatriques avec les mollusques allochtones

La figure 53 montre le nombre total de cercaires produit par un mollusque parasité de chaque population durant les 16 semaines de la période patente.



**Figure 53** : Productions cercariennes totales maximales pour un mollusque (16 semaines de production). T : Toho-Todougba, K : Kpinnou, A : Arazat, Oman, S : Siginitti., Oman

L'analyse de la figure 53 permet de constater qu'un seul mollusque peut produire de 80.000 à plus de 120.000 cercaires pendant 16 semaines de sa période patente.

## B. Traits d'histoire de vie des mollusques hôtes

### 1. Croissance des mollusques

Les données sur l'évolution hebdomadaire de la taille des trois catégories (témoins, parasités et mollusques exposés négatifs) de chaque population de mollusques, de la semaine post-infestation (SPI) 0 à SPI 20, sont présentées dans les figures 54A, 54B, 54C, 54D et 54E.

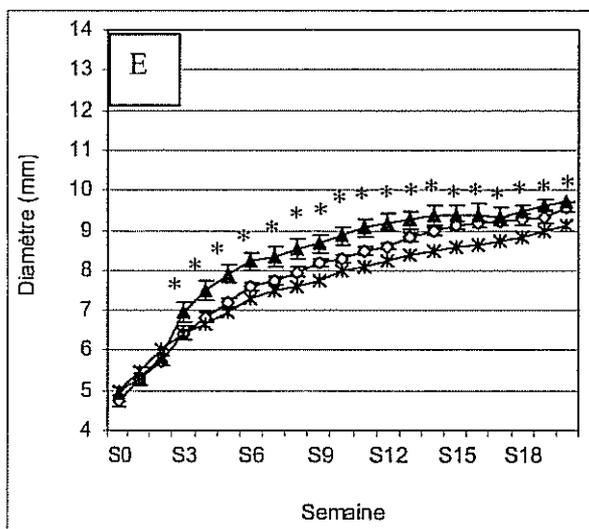
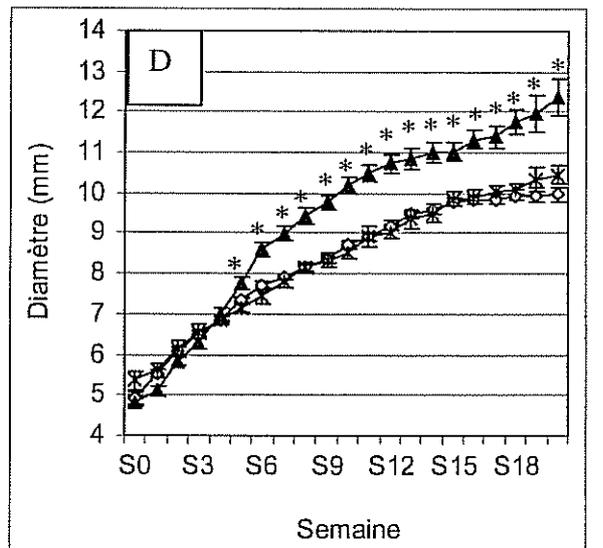
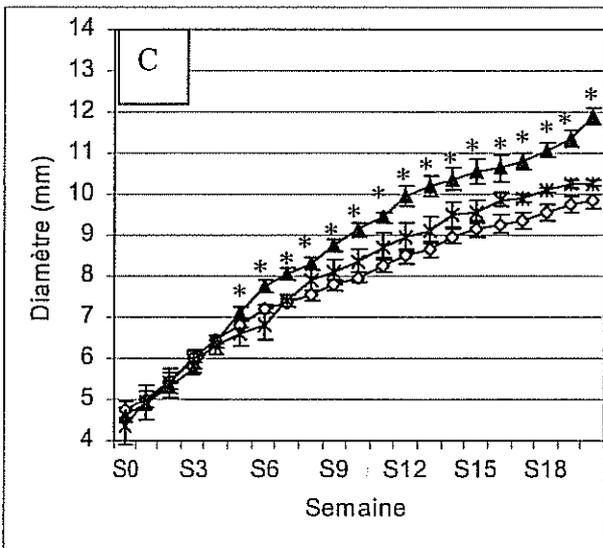
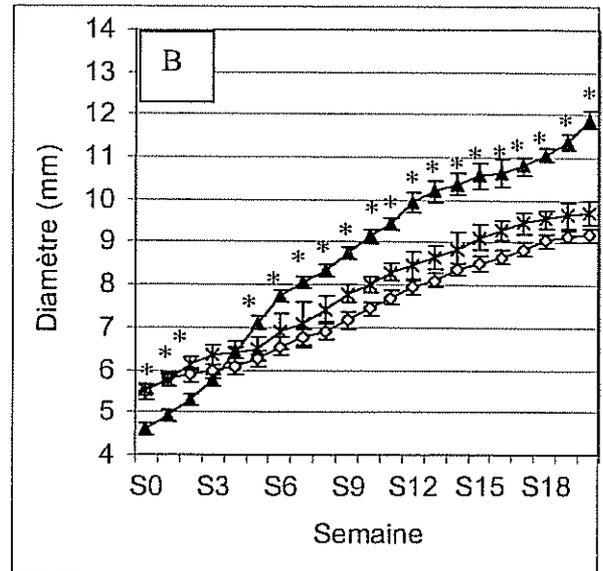
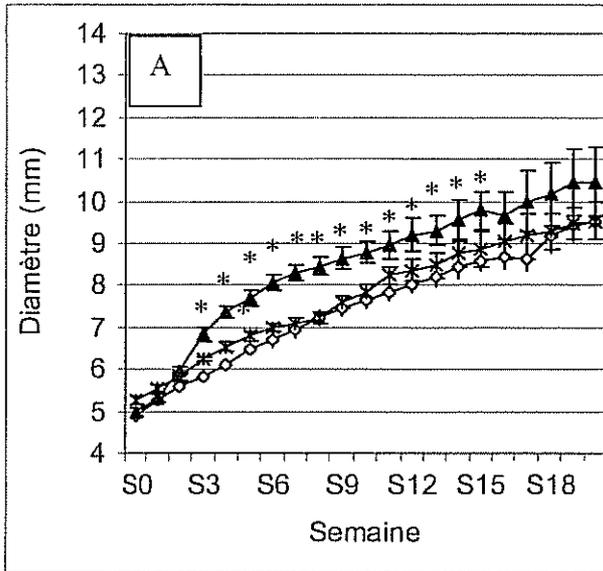
La figure 54A représente les croissances des populations de *B. pfeifferi* sains, parasités et exposés négatifs T de Toho-Todougba par rapport à la population du parasite de Toho-Todougba. L'analyse statistique du diamètre de ces trois catégories de mollusques chaque semaine ne montre aucune différence significative de croissance jusqu'à la troisième semaine (S3) et au-delà de la S15 (test de Kruskal-Wallis ;  $p > 0,05$  chaque semaine). De la S4 à la S14, les tests statistiques indiquent des différences au niveau des trois catégories (test de Kruskal-Wallis ;  $p < 0,05$  chaque semaine) et les tests de comparaisons multiples de Dunn indiquent pour ces semaines que les diamètres des mollusques parasités sont significativement plus grands que ceux des mollusques sains et des mollusques exposés négatifs ( $p < 0,05$ ).

Aucune différence de croissance n'est observée entre les mollusques sains et les exposés négatifs sur toute la période de l'expérience ( $p > 0,05$ ).

La figure 54B représente les croissances des populations de *B. pfeifferi* sains, parasités et exposés négatifs P de Parakou par rapport à la population du parasite de Toho-Todougba. L'analyse comparative des trois catégories de mollusques (sains, parasités et exposés négatifs) montre qu'il existe des différences significatives au niveau des tailles des mollusques dans les semaines S0, S1, S2 et S5 (Kruskall-Wallis ;  $p < 0,05$ ). Les tests Post-hocs de comparaisons multiples indiquent des différences significatives de diamètre entre les mollusques parasités et les sains se traduisant par la plus grande taille des mollusques parasités ( $p < 0,05$ ). Au cours des semaines S3 et S4, les croissances des trois groupes de mollusques sont sensiblement identiques ( $p > 0,05$ ). De la cinquième semaine jusqu'à la fin de l'expérience, les tailles des mollusques parasités sont significativement plus grandes que celles des mollusques sains et des mollusques exposés négatifs d'après les tests de comparaisons multiples de Dunn ( $p < 0,05$ ). Il n'existe pas de différence significative de croissance entre les mollusques sains et les exposés négatifs ( $p > 0,05$ ).

La figure 54C représente les croissances des populations de *B. pfeifferi* sains, parasités et exposés négatifs de Kpinnou (K) par rapport à la population du parasite de Toho-Todougba. Du début de l'expérience S0 jusqu'à la semaine S5, il n'y a aucune différence significative de taille entre les trois groupes de mollusques ( $p > 0,05$ ). A partir de la sixième semaine jusqu'à la fin de l'expérience, les mollusques parasités sont significativement plus gros que les mollusques sains et les exposés négatifs (test  $p < 0,05$ ). Il n'existe aucune différence significative de croissance entre les mollusques sains et les exposés négatifs ( $p > 0,05$ ).

La figure 54D représente les croissances des populations de *B. pfeifferi* sains, parasités et exposés négatifs de Arazat (A) par rapport à la population du parasite de Toho-Todougba. L'analyse comparative des tailles des trois catégories des mollusques ne montre aucune différence significative du début de l'expérience S0 jusqu'à la semaine S4 ( $p > 0,05$ ). A partir de la cinquième semaine post-infestation jusqu'à la fin de l'expérience, les mollusques parasités sont significativement plus gros que les mollusques sains et les exposés négatifs (Kruskall-Wallis ;  $p < 0,05$  chaque semaine). Il n'existe aucune différence significative de croissance entre les mollusques sains et les exposés négatifs ( $p > 0,05$ ).



**Figure 54 :** Croissances de *B. pfeifferi* sains, parasités et exposés négatifs de Toho-Todougba T (A), de Parakou P (B), de Kpinnou K (C), de Arazat A (D) et de Sigintiti S (E). Mollusques sains (courbe avec losange), mollusques parasités (courbe avec triangle) et mollusques exposés négatifs (courbe avec croix). Les barres représentent les écart-standards (\*) : différences significatives,  $p < 0,05$ )

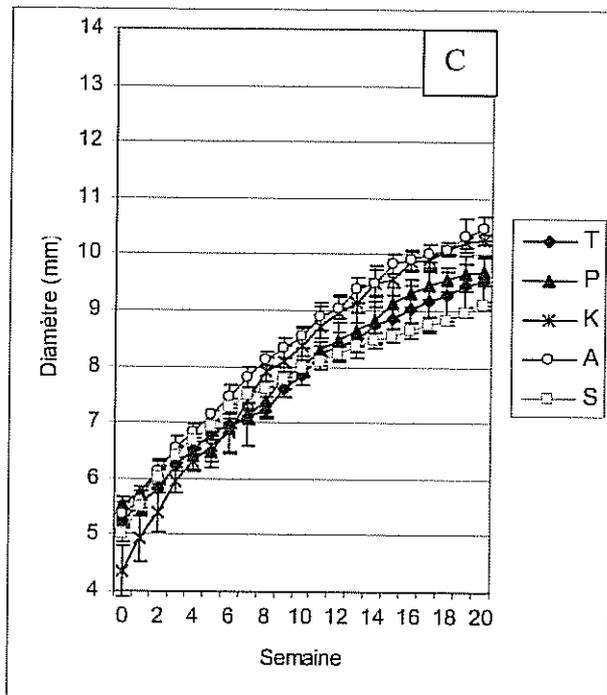
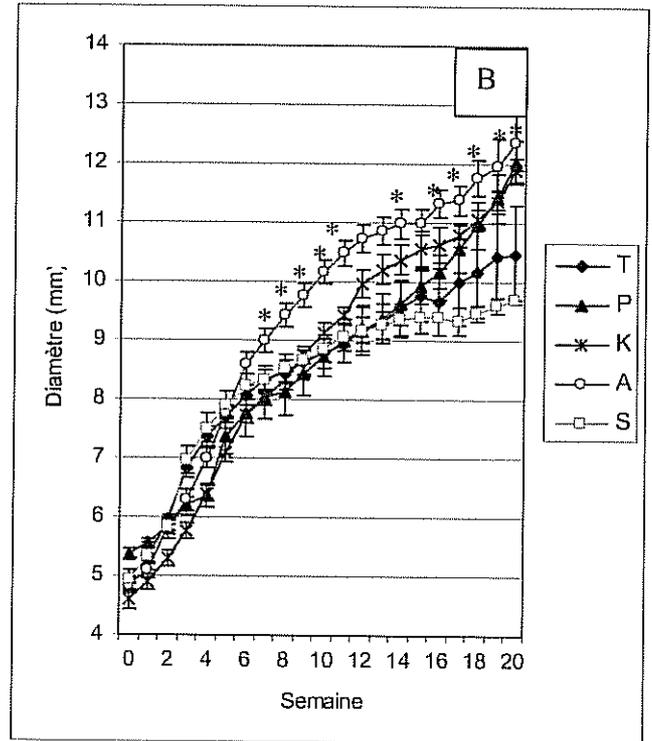
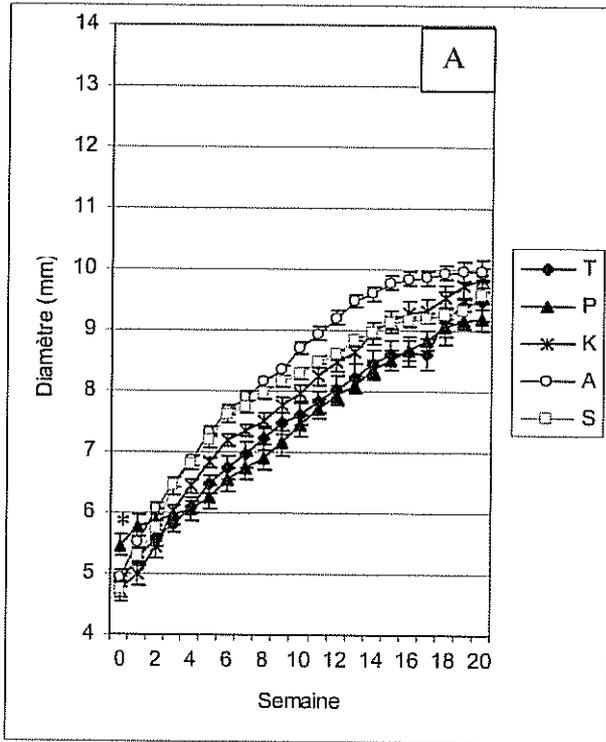
La figure 54E représente les croissances des populations de *B. pfeifferi* sains, parasités et exposés négatifs de Siginitti (S) par rapport à la population du parasite de Toho-Todougba. Il n'y a pas de différence significative des tailles des trois groupes de mollusques de S0 à S3 ( $p > 0,05$ ). A partir de la S4, l'analyse comparative des tailles des trois catégories de mollusques montre des différences significatives entre les trois groupes de mollusques (Kruskall-Wallis ;  $p < 0,05$ ). Les tests Post-hocs de comparaisons multiples de Dunn montrent que les mollusques parasités sont plus gros que les mollusques exposés négatifs ( $p < 0,05$  de S4 à S20). Par contre, les mollusques parasités et ceux non parasités ne présentent aucune différence significative de taille ( $p > 0,05$ ).

Les figures 55 (A, B, C) comparent respectivement les croissances des mollusques sains des cinq populations (Figure 55A), les croissances des mollusques parasités des cinq populations (Figure 54B) et les croissances des mollusques exposés négatifs des cinq populations (Figure 55C).

Les analyses statistiques réalisées semaine par semaine ne montrent pas de différence significative au niveau des cinq populations de mollusques sains (Figure 55A). Au niveau des mollusques parasités (Figure 55B), les comparaisons statistiques des croissances des différentes populations de mollusques indiquent des différences significatives entre les croissances des mollusques se traduisant par un fort diamètre des mollusques Arazat A par rapport aux mollusques des autres populations à partir de la 8<sup>e</sup> semaine post-infestation (Kruskall-Wallis ;  $p < 0,05$  à chaque semaine). Il n'existe aucune différence significative au niveau de la croissance des exposés négatifs (Figure 55C), (Kruskall-Wallis ;  $p > 0,05$  chaque semaine).

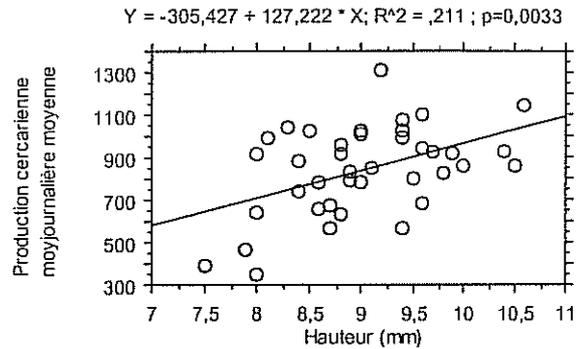
La figure 56 représente la relation entre les tailles des mollusques parasités et leurs productions cercariennes journalières moyennes. La taille des mollusques est prise à la 13<sup>ème</sup> semaine post-infestation.

Il existe une corrélation positive entre la production cercarienne journalière moyenne et le diamètre de la coquille des populations de mollusques T, P, K, A et S infestées par la population de parasite, se traduisant par une plus forte production cercarienne par les plus gros mollusques ( $R=0,459$  ;  $N=39$  ;  $p=0,033$ ).



**Figure 55 :** Croissances de *B. pfeifferi* sains (A), parasités (B) et exposés négatifs (C) de Toho-Todougba T, de Parakou P, de Kpinnou K, de Arizat A et de Siginitti S. (\*) : différences significatives,  $p < 0,05$

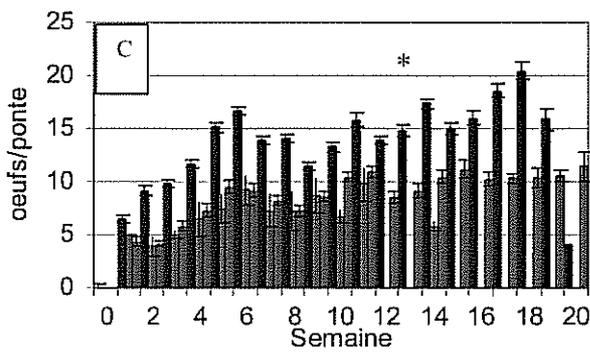
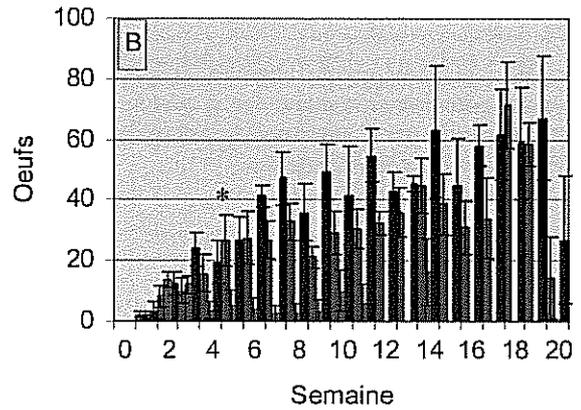
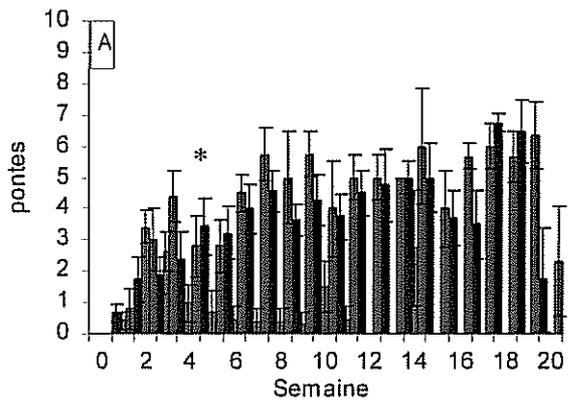
**Figure 56 :** Relation entre diamètre et production cercarienne journalière moyenne des *B. pfeifferi* T, P, K, A et S parasités par *S. mansoni* de Toho-Todougba à la 13ème semaine post-infestation



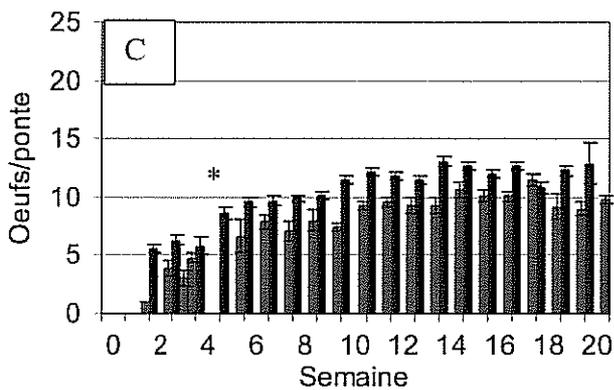
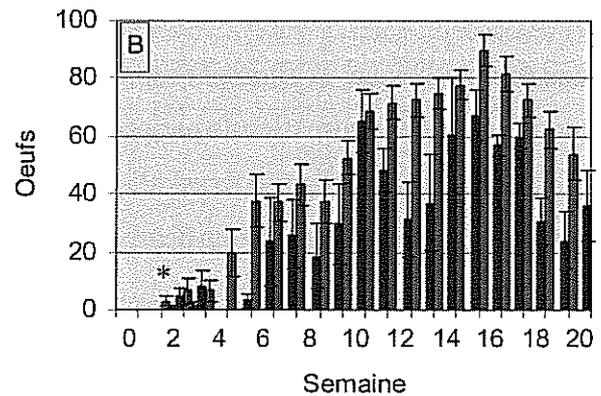
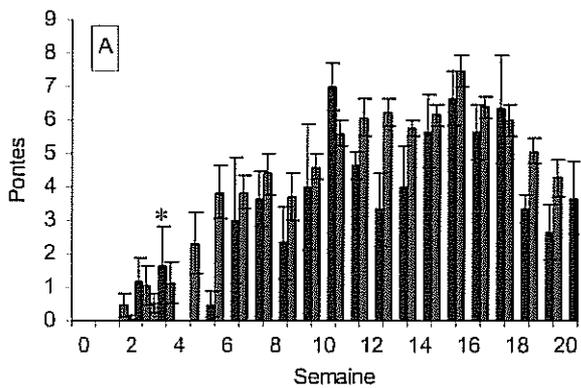
## 2. Reproduction des mollusques

Trois paramètres sont concernés par notre analyse : le nombre hebdomadaire de pontes par mollusque, le nombre hebdomadaire d'œufs par mollusque et le nombre hebdomadaire d'œufs par ponte. Les données sont analysées de deux manières différentes. (1) analyse comparative de la reproduction des mollusques sains, parasités et exposés négatifs au niveau de chacune des populations de mollusques et (2) l'analyse comparative des mollusques sains, parasités et exposés négatifs des cinq populations de mollusques. Les figures 57, 58, 59, 60 et 61 représentent les résultats de la reproduction des populations de mollusques T, P, K, A et S, respectivement. Pour chaque couple, la figure A représente le nombre hebdomadaire de pontes par mollusque, la figure B représente le nombre d'œufs par mollusque et la figure C, le nombre hebdomadaire d'œufs par ponte.

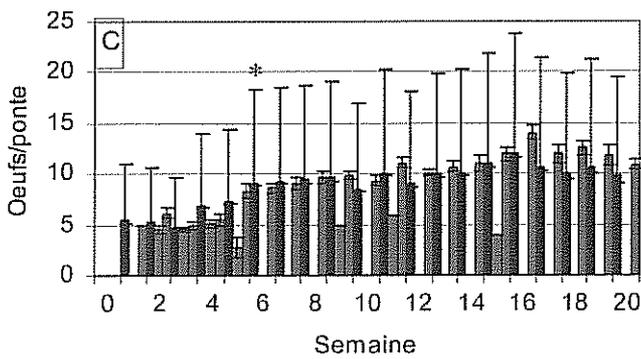
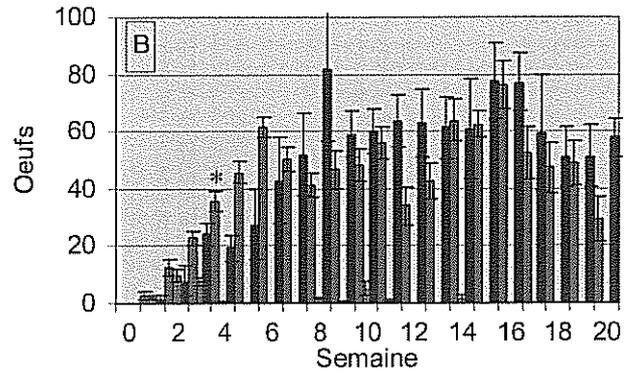
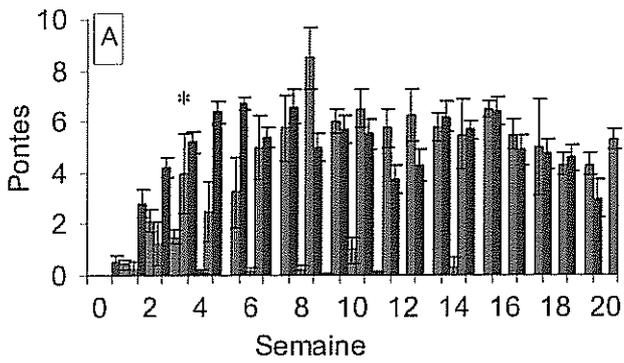
Des tests statistiques (Kruskall-Wallis et Mann-Whitney) effectués chaque semaine ne montrent aucune différence significative entre les mollusques sains et les exposés négatifs de même population au niveau des différents paramètres de la reproduction (nombre hebdomadaire de pontes par mollusque, nombre hebdomadaire d'œufs par mollusque et nombre hebdomadaire d'œufs par ponte). Par contre, à partir de la quatrième semaine post-infestation (parfois même déjà en début d'expérience), les tests statistiques montrent des différences significatives sur les trois paramètres au niveau des trois groupes (mollusques sains, parasités et exposés négatifs) se traduisant chaque semaine par des moyennes significativement plus élevées des valeurs aux niveaux des mollusques sains et exposés négatifs comparativement à celles des mollusques parasités ( $p < 0,05$ ). Les mollusques sains et les mollusques exposés négatifs pondent plus et leurs pontes contiennent plus d'œufs par rapport aux mollusques parasités. Il n'y a pas de différence significative entre les mollusques sains et les exposés négatifs de chaque population ( $p > 0,05$ ).



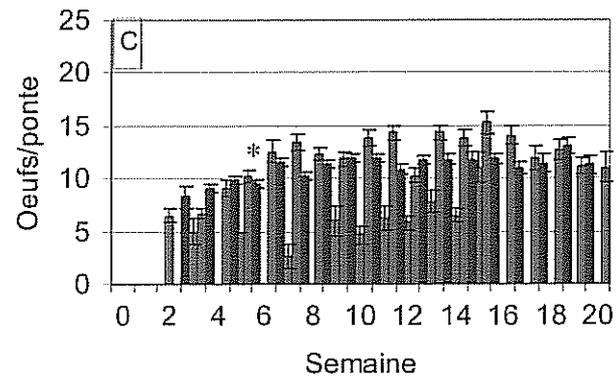
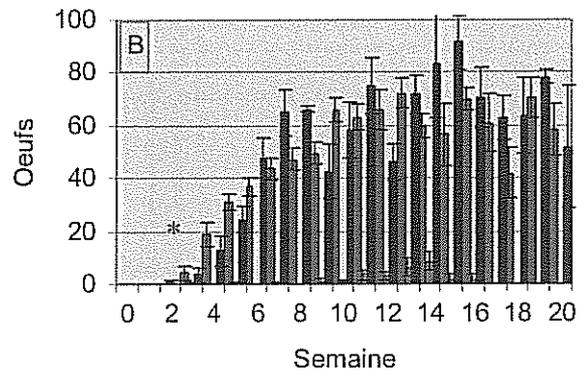
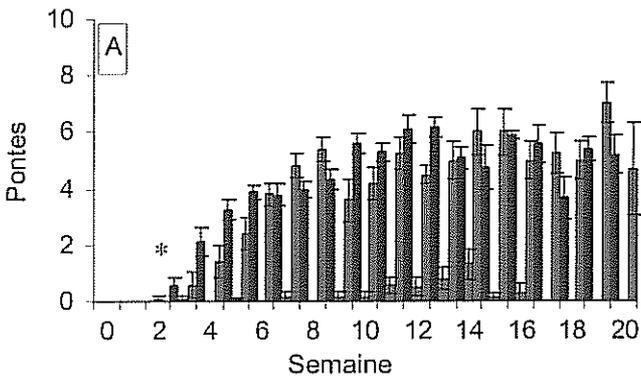
**Figure 57 :** (A) Nombre moyen de pontes par mollusque, (B) nombre moyen d'œufs par mollusque et (C) nombre d'œufs par ponte chez *B. pfeifferi* de **Toho-Todougba**. Mollusque sain (noir), parasité (rouge) et exposé négatif (bleu), \*: différence significative,  $p < 0,05$  (marque le début)



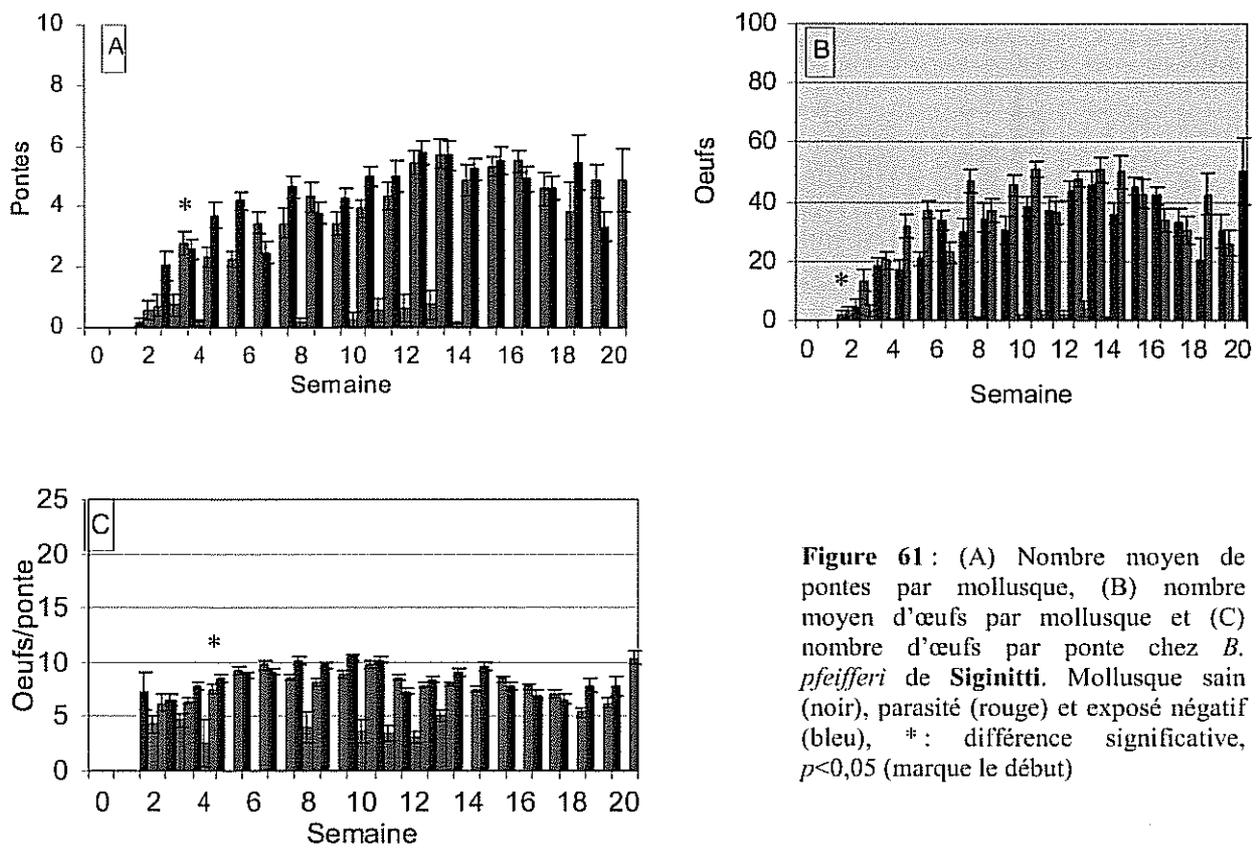
**Figure 58 :** (A) Nombre moyen de pontes par mollusque, (B) nombre moyen d'œufs par mollusque et (C) nombre d'œufs par ponte chez *B. pfeifferi* de **Parakou**. Mollusque sain (noir), parasité (rouge) et exposé négatif (bleu), \*: différence significative,  $p < 0,05$  (marque le début)



**Figure 59 :** (A) Nombre moyen de pontes par mollusque, (B) nombre moyen d'œufs par mollusque et (C) nombre d'œufs par ponte chez *B. pfeifferi* de **Kpinnou**. Mollusque sain (noir), parasité (rouge) et exposé négatif (bleu), \*: différence significative,  $p < 0,05$  (marque le début)



**Figure 60 :** (A) Nombre moyen de pontes par mollusque, (B) nombre moyen d'œufs par mollusque et (C) nombre d'œufs par ponte chez *B. pfeifferi* de **Arazat**. Mollusque sain (noir), parasité (rouge) et exposé négatif (bleu), \*: différence significative,  $p < 0,05$  (marque le début)



**Figure 61 :** (A) Nombre moyen de pontes par mollusque, (B) nombre moyen d'œufs par mollusque et (C) nombre d'œufs par ponte chez *B. pfeifferi* de **Signitti**. Mollusque sain (noir), parasité (rouge) et exposé négatif (bleu), \*: différence significative,  $p < 0,05$  (marque le début)

Le tableau 29 récapitule les données comparatives du nombre moyen hebdomadaire de pontes par mollusque, du nombre moyen hebdomadaire d'œufs par mollusque et du nombre hebdomadaire d'œufs par ponte au niveau des mollusques sains des cinq populations expérimentées. Nous rappelons que les moyennes sont obtenues à partir des résultats de 20 semaines d'expérience.

Sur les mollusques sains, les nombres moyens hebdomadaires de pontes varient de  $3,41 \pm 0,10$  pontes par *B. pfeifferi* à  $4,90 \pm 0,07$  pontes par mollusque. Les valeurs hebdomadaires maximales de pontes par mollusques varient de 9 à 11 pontes. Les moyennes hebdomadaires d'œufs par mollusque varient de  $25,32 \pm 0,34$  œufs à  $47,10 \pm 0,31$  par *B. pfeifferi*. Le nombre maximum d'œufs produits par semaine au niveau d'un mollusque peut varier de 77 œufs à 132 œufs selon les populations de mollusques. Le nombre d'œufs par ponte varie en moyenne de  $7,31 \pm 0,12$  au niveau de la population de mollusques T à  $12,55 \pm 0,12$  au niveau de la population de mollusques P. Le nombre maximum d'œufs par ponte est de 22 et le minimum est de 1 œuf par ponte et par semaine.

Les statistiques ne montrent pas de différence significative sur le nombre moyen de pontes par mollusque sain entre les cinq populations ( $p>0,05$ ).

L'analyse comparative des cinq populations de mollusques sains révèle des différences significatives sur le nombre moyen d'œufs par mollusque ( $H=13,993$  ;  $p=0,0073$ ). Les tests Post-hocs de comparaisons multiples indiquent une différence significative entre le nombre moyen hebdomadaire d'œufs par mollusque entre T et P se traduisant par une plus faible moyenne au niveau des mollusques de la population de Toho-Todougba ( $p<0,05$ ). Il n'existe pas de différence entre la moyenne hebdomadaire d'œufs par mollusque sain entre T, K, A et S ( $p>0,05$ ).

Les tests statistiques réalisés sur le nombre hebdomadaire d'œufs par ponte entre les cinq populations ne montrent aucune différence significative ( $p>0,05$ ).

**Tableau 29 :** Tableau de synthèse des données hebdomadaires de la reproduction des cinq populations de mollusques *B. pfeifferi* sains. Origine géographique des mollusques: T : Toho-Todougba, K : Kpinnou, A : Arazat, Oman, S : Siginitti, Oman

Population de mollusques		T	P	K	A	S
Pontes	Moyenne du nombre de pontes par mollusque	3,41	4,11	4,90	3,74	3,80
	Ecart-standart	0,10	0,08	0,07	0,08	0,07
	Nombre de données	211	218	247	164	256
	Maximum	10	11	11	9	9
	Minimum	0	0	0	0	0
Oeufs	Moyenne du nombre d'œufs par mollusque	25,32	47,10	42,67	42,02	32,84
	Ecart-standart	0,34	0,31	0,24	0,29	0,22
	Nombre de données	210	266	245	236	256
	Maximum	97	132	120	121	77
	Minimum	0	0	0	0	0
Œufs / ponte	Moyenne du nombre d'œufs par ponte	7,31	12,55	8,99	11,18	8,65
	Ecart-standart	0,12	0,12	0,08	0,11	0,09
	Nombre de données	710	1094	1208	880	966
	Maximum	16	22	20	21	18
	Minimum	1	1	2	2	1

Le tableau 30 récapitule les données comparatives du nombre moyen hebdomadaire de pontes par mollusque, du nombre moyen hebdomadaire d'œufs par mollusque et du nombre hebdomadaire d'œufs par ponte et par mollusque au niveau des mollusques parasités des cinq populations.

La moyenne hebdomadaire de ponte par mollusque est inférieure à l'unité au niveau de toutes les populations de mollusques ( $0,05 \pm 0,13$  à  $0,87 \pm 0,15$ ). Au maximum, un mollusque parasité peut produire 8 pontes par semaine. Le nombre de pontes est souvent nul. Le nombre

moyen hebdomadaire d'œufs par mollusque parasité est souvent inférieur à 2 chez les mollusques P, K, A et S. Ce nombre atteint 4 chez les mollusques T ( $0,17 \pm 0,24$  à  $4,58 \pm 0,39$ ). Les valeurs limites de production hebdomadaire d'œufs par mollusque parasité sont 0 et 60. Dans tous les cas, une ponte contient au plus 6 œufs en moyenne avec comme valeurs limites 0 et 15 œufs par ponte.

Les tests statistiques montrent des différences significatives dans la moyenne hebdomadaire de pontes par mollusque parasité entre les cinq populations ( $H=13,991$  ;  $p=0,0073$ ). Les comparaisons multiples montrent que la différence de ponte existait seulement entre la population des mollusques T et celle des mollusques P se traduisant par une plus forte moyenne chez les mollusques T ( $p<0,05$ ). Il n'existe pas de différence significative de ponte par mollusque chez les populations P, K, A et S.

Les analyses statistiques montrent qu'il existe des différences significatives dans la moyenne hebdomadaire d'œufs par mollusque parasité entre les cinq populations ( $H=15,771$  ;  $p=0,0033$ ). Les tests de comparaisons multiples montrent que la moyenne d'œufs par mollusque parasité de la population de Toho-Todougba est significativement plus élevée que celles des quatre autres populations ( $p<0,05$ ). Il n'existe pas de différence significative entre les autres populations de mollusques ( $p>0,05$ ).

**Tableau 30** : Tableau de synthèse des données hebdomadaires de la reproduction des cinq populations de mollusques *B. pfeifferi* parasités. Origine géographique des mollusques : T : Toho-Todougba, K : Kpinnou, A : Arazat, Oman, S : Siginiti, Oman

Population de mollusques		Système sympatrique	système allopatrique			
		T	P	K	A	S
Pontes	Moyenne du nombre de pontes par mollusque	0,87	0,05	0,42	0,22	0,24
	Ecart-standart	0,15	0,13	0,10	0,10	0,12
	Nombre de données	161	149	185	323	204
	Maximum	8	3	7	7	5
	Minimum	0	0	0	0	0
Oeufs	Moyenne du nombre d'œufs par mollusque	4,58	0,17	1,92	1,39	0,96
	Ecart-standart	0,39	0,24	0,22	0,26	0,26
	Nombre de données	162	149	326	323	210
	Maximum	60	13	37	25	28
	Minimum	0	0	0	0	0
Œufs / ponte	Moyenne du nombre d'œufs par ponte	5,31	0,78	4,28	5,65	3,17
	Ecart-standart	0,29	0,63	0,21	0,42	0,34
	Nombre de données	102	7	121	69	47
	Maximum	13	6	10	15	8
	Minimum	0	0	0	0	0

L'analyse des moyennes hebdomadaires du nombre d'œufs par ponte montre des différences significatives entre les cinq populations de mollusques ( $H=20,217$  ;  $p=0,0005$ ). Les tests de comparaisons multiples de Dunn signalent que la moyenne d'œufs par ponte est significativement plus élevée chez les mollusques T par rapport aux mollusques P ( $p<0,05$ ). Et la moyenne d'œufs par ponte par mollusque A est aussi significativement plus élevée que celle des mollusques de P ( $p<0,05$ ). Il n'existe pas de différence significative dans le nombre d'œufs par ponte entre les populations T, K, A et S ( $p>0,05$ ).

Le tableau 31 récapitule les données comparatives du nombre moyen hebdomadaire de pontes par mollusque, du nombre moyen hebdomadaire d'œufs par mollusque et du nombre hebdomadaire d'œufs par ponte au niveau des mollusques exposés négatifs des cinq populations.

Au niveau des mollusques exposés négatifs, les nombres moyens hebdomadaires de ponte varient de 2 à 4 ( $2,69 \pm 0,18$  à  $4,03 \pm 0,19$ ) pontes par mollusque. Le nombre maximal de pontes par mollusque est de 11. Les moyennes hebdomadaires d'œufs par mollusque varient de  $23,94 \pm 0,58$  œufs à  $47,21 \pm 0,49$  par *B. pfeifferi* exposé négatif. Le nombre maximum d'œufs produits par semaine au niveau d'un mollusque est de 132 œufs chez les mollusques K. Le nombre d'œufs par ponte varie en moyenne de  $8,95 \pm 0,18$  au niveau de la population de mollusques P à  $12,66 \pm 0,23$  au niveau de la population de mollusques A. Le nombre maximum d'œufs par ponte est 23 et le minimum est de 1 œuf par ponte et par semaine.

L'analyse statistique ne montre pas de différence significative dans le nombre moyen de pontes par mollusque exposé négatif entre les cinq populations ( $p>0,05$ ).

L'analyse comparative des cinq populations de mollusques exposés négatifs révèle des différences significatives dans le nombre moyen d'œufs par mollusque ( $H=14,020$  ;  $p=0,0072$ ). Les tests Post-hocs de comparaisons multiples de Dunn indiquent que la seule différence significative qui existe dans le nombre moyen hebdomadaire d'œufs par mollusque se situe entre les populations A et S, se traduisant par une plus forte moyenne au niveau des mollusques de la population de Arazat ( $p<0,05$ ). Il n'existe pas de différence dans la moyenne hebdomadaire d'œufs par mollusque exposé négatif entre T, P, K, et A ( $p>0,05$ ).

Les tests statistiques réalisés sur le nombre hebdomadaire d'œufs par ponte entre les cinq populations montrent des différences significatives ( $H=21,307$  ;  $p>0,05$ ). Les comparaisons multiples indiquent des différences significatives entre P et A et entre les populations A et S, se traduisant dans les deux cas par un fort nombre d'œufs par ponte chez

les mollusques de Arazat ( $p < 0,05$ ). Il n'existe pas de différence dans les autres cas (T, K et A).

**Tableau 31** : Tableau de synthèse des données hebdomadaires de la reproduction des cinq populations de mollusques *B. pfeifferi* exposés négatifs. Origine géographique des mollusques: T : Toho-Todougba, K : Kpinnou, A : Arazat, Oman, S : Siginitti

Population de mollusques		Système sympatrique	système allopatrique			
		T	P	K	A	S
Pontes	Moyenne du nombre de pontes par mollusque	4,03	2,69	4,63	3,58	3,54
	Ecart-standart	0,19	0,18	0,13	0,19	0,07
	Nombre de données	80	80	92	329	287
	Maximum	9	9	11	8	10
	Minimum	0	0	0	0	0
Oeufs	Moyenne du nombre d'œufs par mollusque	35,73	23,94	47,21	45,52	28,69
	Ecart-standart	0,46	0,58	0,49	0,51	0,22
	Nombre de données	80	81	80	92	287
	Maximum	98	92	132	127	100
	Minimum	0	0	0	0	0
Œufs / ponte	Moyenne du nombre d'œufs par ponte	8,97	8,95	10,10	12,66	8,12
	Ecart-standart	0,17	0,18	0,19	0,23	0,15
	Nombre de données	321	220	381	329	1009
	Maximum	17	15	23	22	20
	Minimum	3	1	2	0	0

### 3. Survie des mollusques

L'analyse est réalisée sur deux plans : une analyse comparative des taux de survie des mollusques sains, parasités et exposés négatifs au niveau de chacune des cinq populations et une analyse comparative regroupant soit les mollusques sains, soit les mollusques parasités soit les mollusques exposés négatifs des cinq populations.

Les figures 62, 63, 64, 65 et 66 représentent les courbes de survie des cinq populations de mollusques *B. pfeifferi*.

La figure 62 représente l'analyse comparative des taux de survie des trois groupes (mollusques sains, parasités et exposés négatifs) de la population de *B. pfeifferi* de Toho-Todougba. Les analyses comparatives des trois courbes de survie ne montrent aucune différence significative entre les mollusques sains, les mollusques parasités par la population de parasite et les mollusques exposés négatifs ( $p > 0,05$ ).

La figure 63 représente l'analyse comparative des taux de survie des trois groupes (mollusques sains, parasités et exposés négatifs) de la population de *B. pfeifferi* de Parakou. Il

n'existe pas de différence significative entre les mollusques sains, les mollusques parasités par la population de parasite et les mollusques exposés négatifs de Parakou ( $p>0,05$ ).

La figure 64 représente l'analyse comparative des taux de survie des trois groupes (mollusques sains, parasités et exposés négatifs) de la population de *B. pfeifferi* de Kpinnou. Les analyses statistiques montrent des différences significatives de survie entre les *B. pfeifferi* sains, parasités et exposés négatifs (Khi carré=10,935 ; ddl=2 ;  $p=0,0042$ ). Les tests logRank de comparaisons multiples montrent que la mortalité des mollusques parasités est plus forte que celle des mollusques sains (Khi carré=6,926 ; ddl=1 ;  $p=0,0085$ ). La mortalité des mollusques parasités est plus forte que celle des exposés négatifs (Khi carré=5,111 ; ddl=1 ;  $p=0,0238$ ). Les taux de survie entre mollusques sains et mollusques exposés négatifs ne sont pas significativement différents ( $p>0,05$ ).

La figure 65 représente l'analyse comparative des taux de survie des trois groupes (mollusques sains, parasités et exposés négatifs) de la population de *B. pfeifferi* de Arazat. Les analyses comparatives des trois courbes de survie ne montrent aucune différence significative entre les mollusques sains, les mollusques parasités par la population de parasite et les mollusques exposés négatifs ( $p>0,05$ ).

La figure 66 représente l'analyse comparative des taux de survie des trois groupes (mollusques sains, parasités et exposés négatifs) de la population de *B. pfeifferi* de Siginitti. Les analyses de logRank montrent des différences significatives au niveau des trois groupes de mollusques sains, parasités et exposés négatifs de cette population. Les comparaisons statistiques multiples ne montrent des différences significatives qu'entre les taux de survie des mollusques parasités et mollusques exposés négatifs avec une plus forte mortalité chez les mollusques parasités (Khi carré=5,854 ; ddl=1 ;  $p=0,0155$ ). Aucune différence significative n'est prouvée statistiquement entre le taux de survie des mollusques sains et celui des mollusques parasités ( $p>0,05$ ) et entre mollusques sains et mollusques exposés négatifs ( $p>0,05$ ).

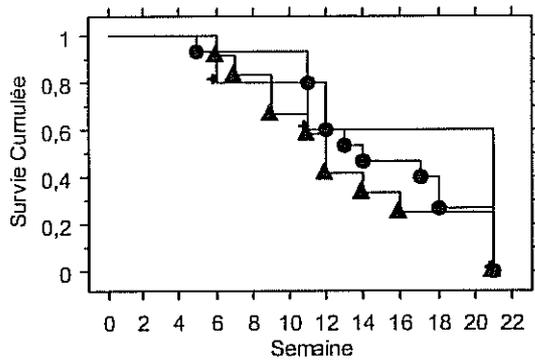


Figure 62 : Courbes de survie de *B. pfeifferi* de Toho-Todougba sains (rond), parasités (triangle) et exposés négatifs (croix)

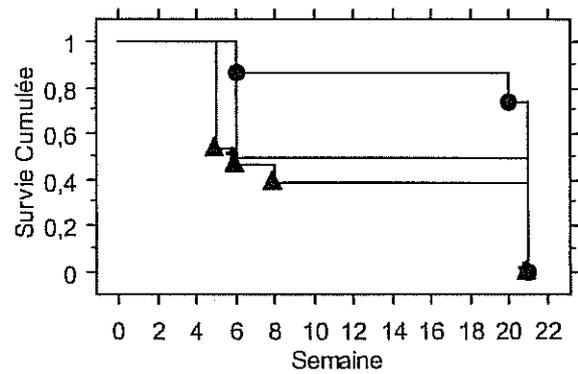


Figure 63 : Courbes de survie de *B. pfeifferi* de Parakou sains (rond), parasités (triangle) et exposés négatifs (croix)

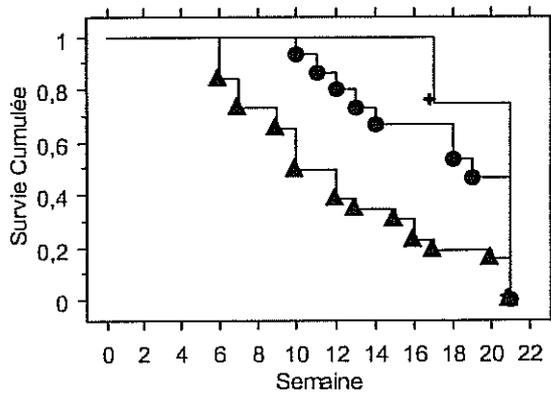


Figure 64 : Courbes de survie de *B. pfeifferi* de Kpinnou sains (rond), parasités (triangle) et exposés négatifs (croix)

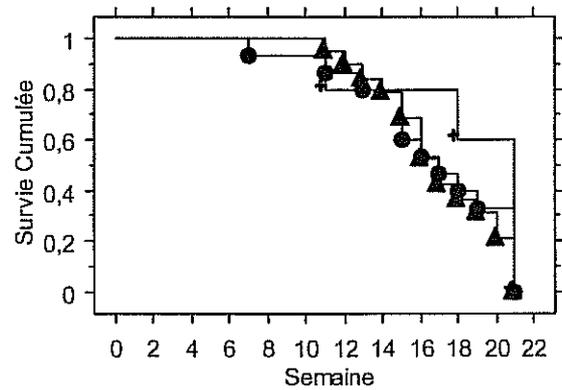


Figure 65 : Courbes de survie de *B. pfeifferi* de Arazat sains (rond), parasités (triangle) et exposés négatifs (croix)

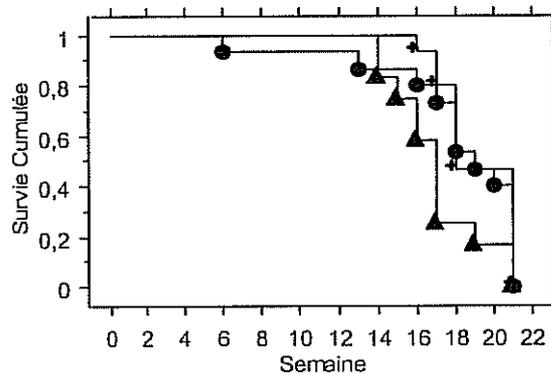


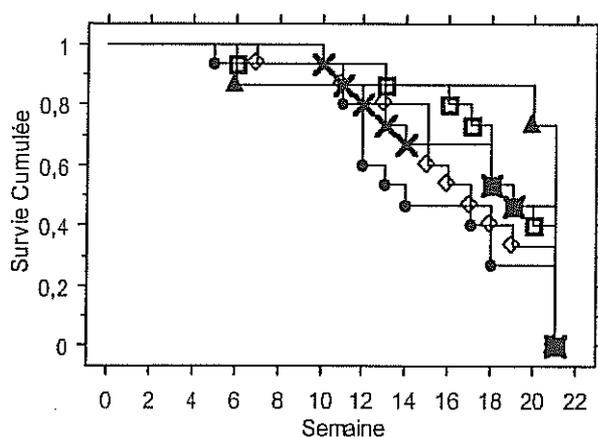
Figure 66 : Courbes de survie de *B. pfeifferi* de Siginitti sains (rond), parasités (triangle) et exposés négatifs (croix)

Les figures 67, 68 et 69 représentent respectivement les courbes de survie des mollusques sains, des mollusques parasités et des mollusques exposés négatifs des cinq populations.

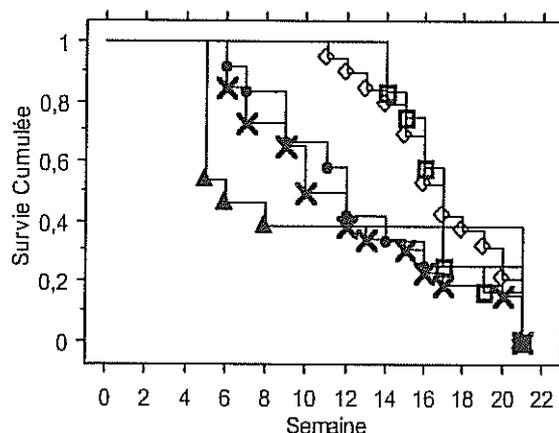
Le test de logRank ne montre pas de différence significative entre les mollusques sains des cinq populations T, P, K, A et S ( $p>0,05$ ).

Aucune différence significative n'est notée au niveau des mollusques parasités des cinq populations ( $p>0,05$ ).

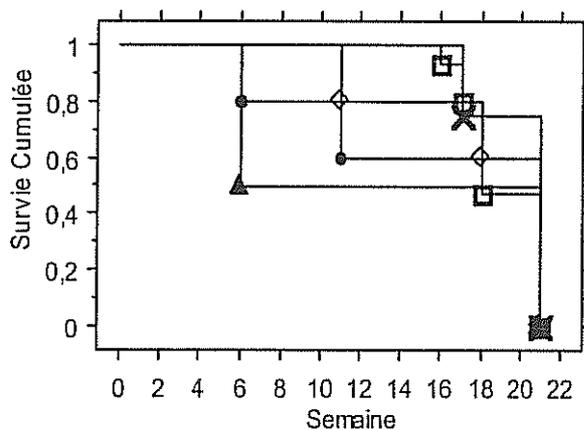
Aucune différence statistique n'existe non plus entre les mollusques exposés négatifs des cinq populations étudiées ( $p>0,05$ ).



**Figure 67 :** Courbes de survie de *B. pfeifferi* sains : Toho-Todougba (rond), Parakou (triangle), Kpinnou (croix), Arazat (losange), Siginniti (carré)



**Figure 68 :** Courbes de survie de *B. pfeifferi* parasités : Toho-Todougba (rond), Parakou (triangle), Kpinnou (croix), Arazat (losange), Siginniti (carré)



**Figure 69 :** Courbes de survie de *B. pfeifferi* exposés négatifs : Toho-Todougba (rond), Parakou (triangle), Kpinnou (croix), Arazat (losange), Siginniti (carré)

### III. Discussion

Nos résultats montrent que les traits d'histoire de vie de la population de parasite *S. mansoni* de Toho-Todougba, période prépatente, taux d'infestation et production cercarienne sont influencés par la population de mollusque. Il existe de plus une autocorrélation positive dans la production cercarienne prouvant la présence d'un rythme de production cercarienne du parasite avec une périodicité de 39 jours. Il est à noter que le rythme de production n'a été observé que dans le système allopatrique à base de *B. pfeifferi* de Siginitti. Le rythme de production est donc fonction du mollusque vecteur utilisé, confirmant les résultats de Mouahid (1994) sur *S. bovis*. En effet, dans ce dernier travail, sur tous les mollusques hôtes intermédiaires utilisés, les tests d'autocorrélation n'ont révélé l'existence d'un rythme de production cercarienne que sur les mollusques *Planorbarius metidjensis*. Il n'y a pas dans la bibliographie une démonstration d'un rythme avéré de production cercarienne chez *S. mansoni* sur *B. pfeifferi*. Cependant, plusieurs études réalisées à cet effet dans le modèle *S. mansoni* / *B. glabrata* et *S. haematobium* / *B. truncatus* ont expliqué la rythmicité de production cercarienne par le renouvellement des générations de sporocystes. Il existe en effet plusieurs générations de sporocystes fils qui libèrent les cercaires par vagues successives (Théron, 1981a ; Théron, 1982).

Nos résultats montrent également que la population de parasite *S. mansoni* de Toho-Todougba influence les traits d'histoire de vie des mollusques. Pour toutes les populations de mollusques, les mollusques parasités sont plus gros que les mollusques sains et les mollusques exposés négatifs. Il existe une corrélation positive entre la production cercarienne journalière moyenne et le diamètre de la coquille. Les données de la reproduction enregistrées au niveau des mollusques parasités présentent des différences significatives par rapport à celles obtenues sur les mollusques sains et les exposés négatifs : les mollusques parasités ne pondent presque plus à partir de la quatrième semaine post-infestation et pour les pontes observées, le nombre d'œufs par ponte est relativement faible par rapport aux mollusques parasités et exposés négatifs. Par contre, au niveau des mollusques sains et exposés négatifs, les différences obtenues ne sont pas statistiquement significatives.

La fécondité des mollusques n'est pas la même entre les trois groupes sains, parasités et exposés négatifs de chaque population et la différence s'observe entre les parasités et les sains et exposés négatifs. Au niveau des populations de Toho-Todougba et de Kpinnou, on observe un ralentissement important de la ponte à partir de la SPI 4 et son arrêt à la SPI 14.

Par contre chez les mollusques parasités de Arazat et de Siginitti, le ralentissement est moins important. Les mollusques parasités pondent moins et leurs pontes contiennent moins d'œufs contrairement aux mollusques sains et exposés négatifs. Ceci s'explique par l'effet castrateur des trématodes, dû au fait que la majorité des larves se développe au niveau de l'appareil génital de leurs hôtes mollusques. Nos résultats montrent que l'effet castrateur de *S. mansoni* n'est pas souvent total et que l'influence du parasite sur la fonction de reproduction des mollusques hôtes varie avec les populations de mollusques. Dans la population de *B. pfeifferi* de Parakou, on note un arrêt total de la ponte à partir de la SPI 3, ce qui laisse penser à une destruction totale des gonades par le parasite chez ces mollusques. Aucune différence de pontes et d'œufs par ponte n'est observée entre mollusques sains et les exposés négatifs. Cet effet castrateur a également été trouvé dans le système hôte-parasite *B. pfeifferi*-*S. mansoni* (Meuleman, 1972).

Lors de la période prépatente, la croissance individuelle des mollusques parasités s'accélère et ces derniers gardent par la suite un diamètre de coquille supérieur. De plus, les mollusques parasités ont une plus forte mortalité et un taux de reproduction quasi-nul (stérilité) ce qui pourrait être la conséquence d'un surplus d'énergie consacré à la croissance. Nos résultats confirment ceux obtenus par Sturrock (1966) et Meuleman (1972). Ces auteurs évoquent une accélération temporaire de la croissance des *B. pfeifferi* infestés par *S. mansoni* menant à un effet de gigantisme des individus parasités. Les résultats sont différents dans le modèle *S. mansoni*/*B. glabrata* où les mollusques immatures parasités, bien qu'ayant une stimulation de croissance de leur glande digestive durant la période prépatente (Théron *et al.*, 1992), ont un diamètre inférieur à celui de mollusques sains en période patente (Gérard *et al.*, 1993). Alors pourquoi, dans le modèle *B. pfeifferi*, le parasite a-t-il pour influence une augmentation de taille de son hôte ? Il se pourrait que ce soit une conséquence de l'adaptation de cette espèce de schistosome à son hôte mollusque originel qu'est *B. pfeifferi* en Afrique. En effet, ce mollusque, bien qu'évolutivement plus récent que *B. glabrata* (Dejong *et al.*, 2003), est le premier hôte mollusque sur lequel a évolué *S. mansoni*. Cette espèce de schistosome a du ensuite s'adapter à un nouvel hôte mollusque *B. glabrata* qu'elle a capturé lors de son arrivée en Amérique, il y a 400 ans, au cours de la traite des esclaves (Desprès *et al.*, 1992). *S. mansoni* aurait donc, avec le mollusque *B. pfeifferi* une histoire coévolutive très ancienne et aurait ainsi créé, en stimulant la croissance de son hôte, un milieu de vie qui lui aurait permis un développement optimal.

*SOUS-PARTIE 2 : ECOLOGIE DES INTERACTIONS  
VERTEBRE- SCHISTOSOME*

## INTRODUCTION

Les interactions qu'il peut y avoir au sein des systèmes vertébré-schistosome déterminent les traits d'histoire de vie à la fois du parasite et de son hôte vertébré. Ces traits d'histoire de vie sont, comme pour les systèmes mollusque-schistosome, un ensemble de caractéristiques comportementales, physiologiques et anatomiques qui a coévolué sous la pression de la sélection naturelle. Sur l'ensemble des traits d'histoire de vie pouvant être étudiés dans cette partie, nous avons choisi deux paramètres biométriques, l'un concernant l'œuf et l'autre la cercaire et un paramètre comportemental, le rythme d'émission cercarienne du parasite avec le rythme de comportement de l'hôte vertébré naturel, l'Homme.

Cette sous-partie comportera donc trois chapitres.

Dans un premier chapitre, on appréciera les variations morphométriques et biométriques des œufs en fonction des milieux de prélèvement, de la population de parasite et de l'hôte vertébré utilisé et ceci pour les deux espèces de schistosomes humains rencontrées au Bénin, *S. haematobium* et *S. mansoni*.

Le deuxième chapitre sera réservé à l'analyse de la variation biométrique des cercaires de *S. mansoni* en fonction des populations et du sexe de l'infestation dans des couples sympatriques et allopatriques.

Le troisième chapitre sera divisé en deux sous-chapitres.

Le premier sous-chapitre sera consacré à l'étude de la chronobiologie des émissions cercariennes horaires des deux espèces de schistosomes endémiques du Bénin.

Le deuxième sous-chapitre abordera l'étude du comportement de l'homme, hôte vertébré définitif naturel et des relations entre son comportement et celui du parasite.

*CHAPITRE 1 : ETUDES MORPHOMETRIQUE ET  
BIOMETRIQUE DES ŒUFS DE  
SCHISTOSOMES AU BENIN*

## INTRODUCTION

Dans l'histoire des schistosomes, le stade œuf constitue un élément important par son triple rôle dans l'identification des espèces, dans la transmission de la parasitose et dans l'effet pathogène de ce stade sur le vertébré hôte définitif.

Au niveau épidémiologique, la morphométrie et la biométrie des œufs constituent les critères de référence des caractères morpho-anatomiques utilisés pour leur identification (voir Pagès & Théron, 1989). C'est en se basant sur ce critère que les schistosomes (genre *Schistosoma*) du continent africain ont été classés en deux groupes : le groupe *S. mansoni* caractérisé par des œufs à éperon latéral et le groupe *S. haematobium* caractérisé par des œufs à éperon terminal. Plusieurs études ont déjà montré qu'il pouvait exister des variabilités dans la forme et les mensurations des œufs de schistosome, ce qui permit d'identifier différentes populations d'une même espèce de parasite comme ce fut le cas de *S. mansoni* dans les foyers guadeloupéens (Théron, 1986). Plusieurs études ont également montré que les variabilités interspécifiques et intraspécifiques peuvent parfois rendre difficile l'identification de certaines espèces de schistosomes accentuée par les cas d'hybridations naturelles entre différentes espèces (voir Touassem, 1987). Pour une même espèce de schistosome, plusieurs populations peuvent présenter des différences morphologiques et biométriques caractéristiques. De même, il a été montré, au niveau de *S. intercalatum*, que les œufs d'une même population de parasite peuvent présenter des variations morphométriques et biométriques en fonction de leur localisation dans l'hôte (Pagès & Théron, 1989). Nous savons aussi que le maintien du cycle parasitaire nécessite la production des œufs qui est assurée par les parasites adultes femelles situés dans l'organisme vertébré. Les œufs produits et libérés dans les vaisseaux sanguins (veines vésicales et intestinales) du vertébré doivent traverser la paroi des vaisseaux sanguins et la paroi vésicale ou intestinale et se retrouver dans la lumière de la vessie ou dans la lumière intestinale pour être rejetés à l'extérieur de l'organisme du vertébré par les urines ou les selles. Certains y arrivent et d'autres pas. Ceux qui arrivent assurent la continuité du cycle parasitaire. Nous allons les appeler les « œufs extérieurs ». Les œufs incapables de franchir les différentes barrières sont transportés par le flux sanguin et sont stockés dans le foie ou dans la rate ou encore dans les poumons (données de thèse), créant ainsi des dysfonctionnements, notamment des deux premiers organes (hépatomégalie et splénomégalie, respectivement), mais également dans les parois du tube digestif. Nous les appellerons les « œufs intérieurs ». Nous voulons savoir par cette étude qualitative, les différences

morphologiques et biométriques qui peuvent exister entre les œufs extérieurs et les œufs intérieurs. Nous voulons aussi savoir s'il existe des différences entre les diverses populations de *S. haematobium* et entre les diverses populations de *S. mansoni* endémiques du Bénin.

L'étude des variabilités morphométriques et biométriques des deux espèces de schistosomes sera donc menée en deux temps.

Dans un premier temps, nous apprécierons les variabilités morphométriques et biométriques des œufs de chaque population de parasite en fonction des différentes localisations (urines et selles humaines, foie de mériion ou de souris, fèces de mériion ou de souris poumon de mériion) : ce sera l'analyse comparative intrapopulationnelle des œufs.

Dans un deuxième temps, nous étudierons, la variabilité morphométrique et biométrique des œufs en fonction des populations de schistosomes de chaque espèce : c'est l'analyse comparative interpopulationnelle des œufs.

## I. Protocole expérimental

Trois populations de *S. haematobium* (Doh, Sô-Tchanhoué et Toho-Todougba) et deux populations de *S. mansoni* (Kpinnou et Toho-Todougba) ont été utilisées dans cette étude. Ces œufs ont été récupérés soit directement dans les urines ou selles humaines soit après un passage des parasites dans les fèces de souris ou de mériions, le foie de souris ou les poumons de mériions. Le tableau 32 représente la répartition des œufs examinés en fonction des espèces, de population de parasites et la localisation des œufs.

**Tableau 32 :** Répartition des différents œufs examinés. UH : urines humaines, selles humaines, FM : fèces mériions, FS : fèces souris, FoM : foie mériions, FoS : foie souris, PM : poumons mériions, (X) : données examinées, (ne) : non expérimentée (non examinées), (-) : Données inexistantes

Espèce de schistosome	Population de schistosomes	Localisation						
		Œuf extérieur				Œufs intérieurs		
		UH	SH	FM	FS	FoM	FoS	PM
<i>S. haematobium</i>	Doh	X	-	ne	-	X	ne	-
	Sô-Tchanhoué	X	-	X	-	X	ne	-
	Toho-Todougba	X	-	X	-	X	X	X
<i>S. mansoni</i>	Kpinnou	-	X	Ne	X	Ne	X	ne
	Toho-Todougba	-	X	ne	X	ne	X	ne

L'observation des œufs est faite à l'objectif 40 du microscope et la réalisation des dessins est faite à l'aide de la chambre claire. Par population et par localisation, notre échantillon est composé d'au moins trente œufs. Seuls les œufs contenant un miracidium

vivant sont pris en compte. Quatre paramètres de mesures ont été pris au niveau de chaque œuf : la longueur totale (LT), la largeur maximale (l.max.), le rapport LT sur l.max et la longueur de l'éperon (L.ép.). Nous avons analysé les données de deux manières : (1) analyse intrapopulationnelle des œufs des schistosomes afin d'apprécier leur variabilité en fonction de la localisation et (2) analyse interpopulationnelle pour évaluer les variations biométriques qui existent entre les populations de *S. haematobium* et entre les populations de *S. mansoni* étudiées.

## II. Résultats

### A. *Schistosoma haematobium*

#### 1. Etude de la morphologie des œufs

##### 1.1. Œufs extérieurs

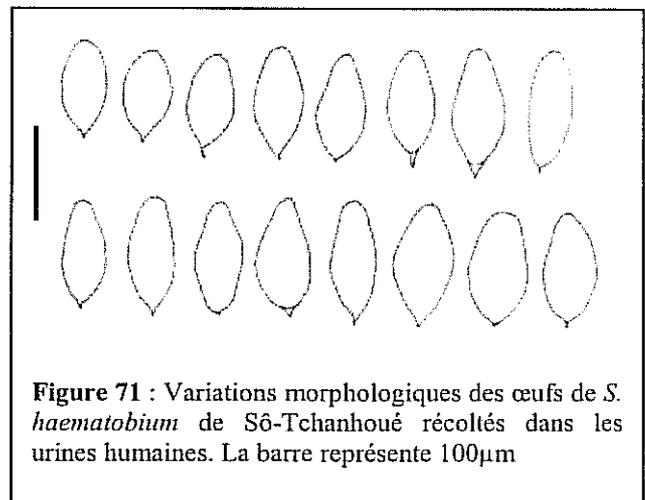
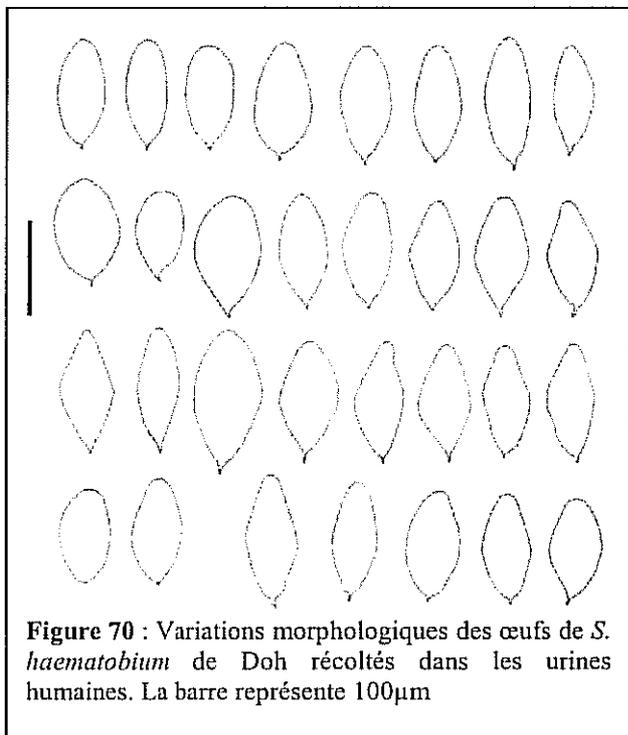
Ces œufs sont récoltés dans les urines humaines et dans les fèces de mérion. Il est à signaler qu'aucun œuf de *S. haematobium* n'a été récolté dans les urines de mérion. Ils sont plutôt observés dans les fèces.

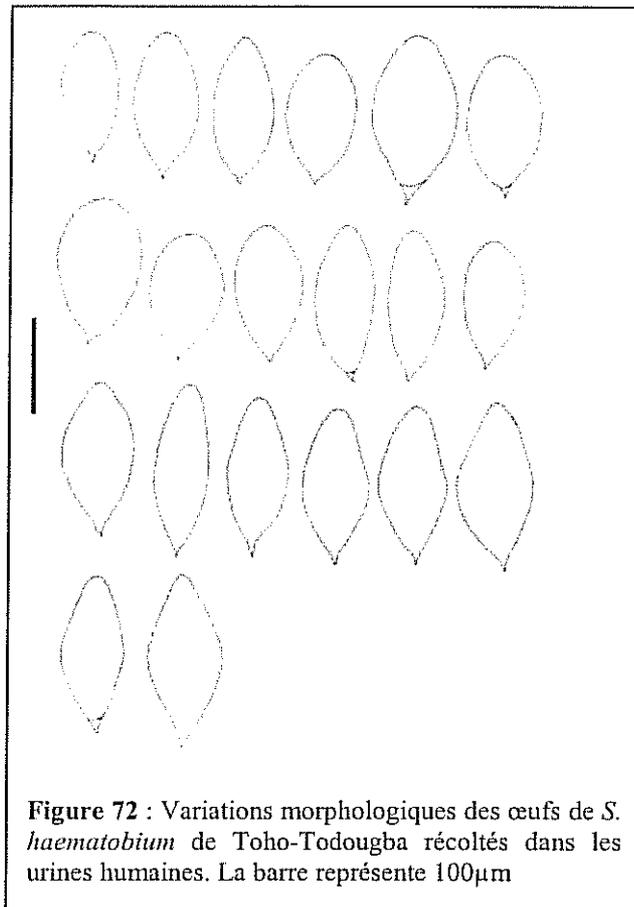
a. *Les œufs extérieurs récoltés dans les urines de patients* : dans les figures 70, 71 et 72 sont représentées les différentes formes des œufs de *S. haematobium* de Doh, Sô-Tchanhoué et Toho-Todougba récoltés dans les urines humaines. Dans les urines des patients de Doh (Figure 70), les œufs sont très variés aussi bien du point de vue forme que du point de vue taille. On distingue des œufs de forme effilée, losangique simple, losangique marquée avec la partie médiane ventrue, les œufs de forme losangique marquée par un rétrécissement paramédian uni facial ou bifacial, les œufs de forme rhomboïde. Des œufs observés sont en majorité symétriques mais avec quelques cas d'asymétries. L'éperon présente une variabilité très remarquable aussi bien au niveau de la forme que de la taille. On remarque les éperons de petite taille (l'éperon est parfois très petit, voire inexistant), les éperons de taille moyenne et les éperons de grande taille. Ils sont tous disposés sur le prolongement du plus grand axe mais rarement droits, généralement obliques ou recourbés. L'éperon est bien marqué dans plusieurs cas.

Les œufs de *S. haematobium* de Sô-Tchanhoué (Figure 71) présentent surtout une variation de taille. La forme, peu variée, est globalement losangique. On distingue des formes

losangiques effilées, des formes losangiques marquées avec une partie médiane ventrue, des formes losangiques marquées par un rétrécissement paramédian de la partie antérieure. L'éperon, généralement marqué, est polymorphe et de taille variée. On distingue des œufs à éperon triangulaire droit, oblique ou recourbé.

Dans la figure 72, les oeufs montrent des variations morphologiques très remarquables. Ces variations s'observent au niveau de la forme du corps et au niveau de la taille et de la forme de l'éperon. On distingue les formes losangiques effilées, les formes losangiques plus marquées montrant une médiane plus ventrue et des formes rhomboïdes. Pour les œufs observés, la symétrie semble être de règle. On remarque, dans quelques rares cas, des rétrécissements paramédians au niveau du pôle portant l'éperon. L'éperon, dans la majorité des cas, est marqué et fixé sur le prolongement du plus grand axe. Il est triangulaire et droit pour la plupart des cas mais parfois légèrement oblique avec une extrémité pointue.





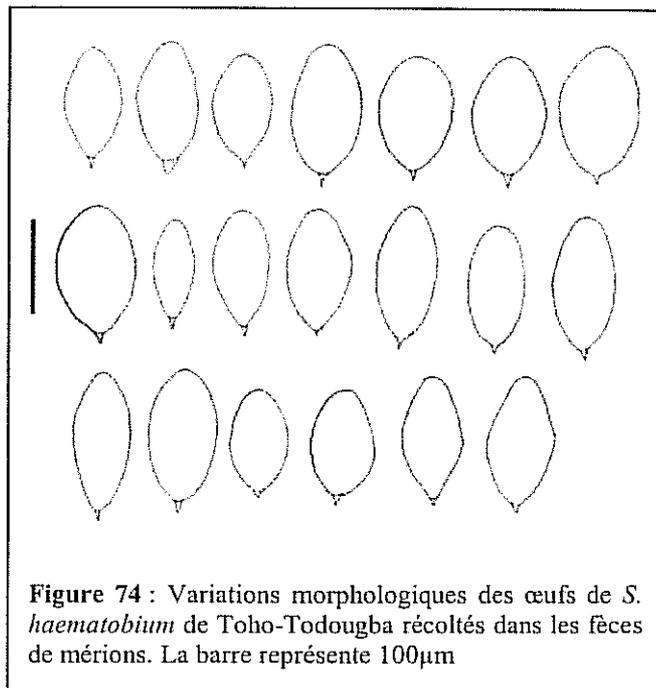
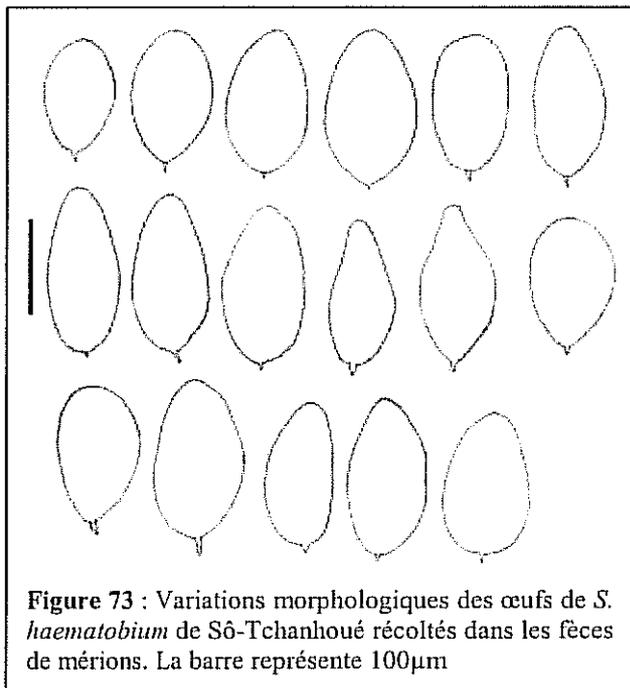
**Figure 72 :** Variations morphologiques des œufs de *S. haematobium* de Toho-Todougba récoltés dans les urines humaines. La barre représente 100µm

*b. Les œufs extérieurs récoltés dans les fèces de mériens :* les données dont nous disposons concernent seulement les populations de Toho-Todougba et de Sô-Tchanhoué.

La figure 73 représente le dessin des différentes formes d'œufs de la population de *S. haematobium* de Sô-Tchanhoué récoltés dans les fèces de mérien. La variation de taille est peu remarquable. Ces œufs, tout en présentant une forme losangique moins marquée dans la majorité des cas, montrent des formes globuleuses et des formes légèrement effilées. Dans quelques rares cas, on note des rétrécissements paramédians au niveau du pôle opposé à l'éperon. On distingue aussi bien des œufs symétriques que des œufs asymétriques. L'éperon, de taille variée, est droit et placé dans le prolongement du plus grand axe dans la majorité des cas.

La figure 74 représente les différentes formes d'œufs de la population de *S. haematobium* de Toho-Todougba récoltés au niveau des fèces de deux mériens infestés. Dans les fèces de mérien, les œufs de *S. haematobium* Toho-Todougba présentent des formes peu variées. Ils présentent dans la majorité des cas une forme légèrement losangique, effilée mais parfois globuleuse. Dans la majorité des cas, les œufs sont symétriques au plus grand axe. On

rencontre toutefois des œufs asymétriques dus à l'aplatissement d'une face par rapport à l'autre. Ces œufs varient sensiblement par leur taille. On note l'absence de rétrécissements paramédians. L'éperon est très marqué avec un bout pointu et placé dans le prolongement du plus grand axe.



### 1.2. Les œufs intérieurs

Ce sont des œufs qui n'ont pas réussi à franchir les barrières vasculaires et vésicales et qui n'ont pas pu se retrouver dans la lumière de la vessie ou des intestins. Ils sont récoltés dans le foie des différents animaux de laboratoire (mérion, souris) infestés par les populations humaines de schistosomes. Il est à signaler la présence des schistosomes adultes ainsi que des œufs dans les poumons de mériens.

*a. Les œufs intérieurs récoltés dans le foie de mériens et de souris :* dans la figure 75, nous donnons la représentation des diverses formes d'œufs de schistosome de Doh que nous avons récoltés dans le foie de mériens. Ils présentent des variations de formes discrètes et un polymorphisme réduit. Ils sont losangiques, effilés ou légèrement globuleux. Ils ne présentent pas de rétrécissement paramédian, contrairement à ceux de la souche humaine. On note autant de cas de formes symétriques que de formes asymétriques. L'éperon

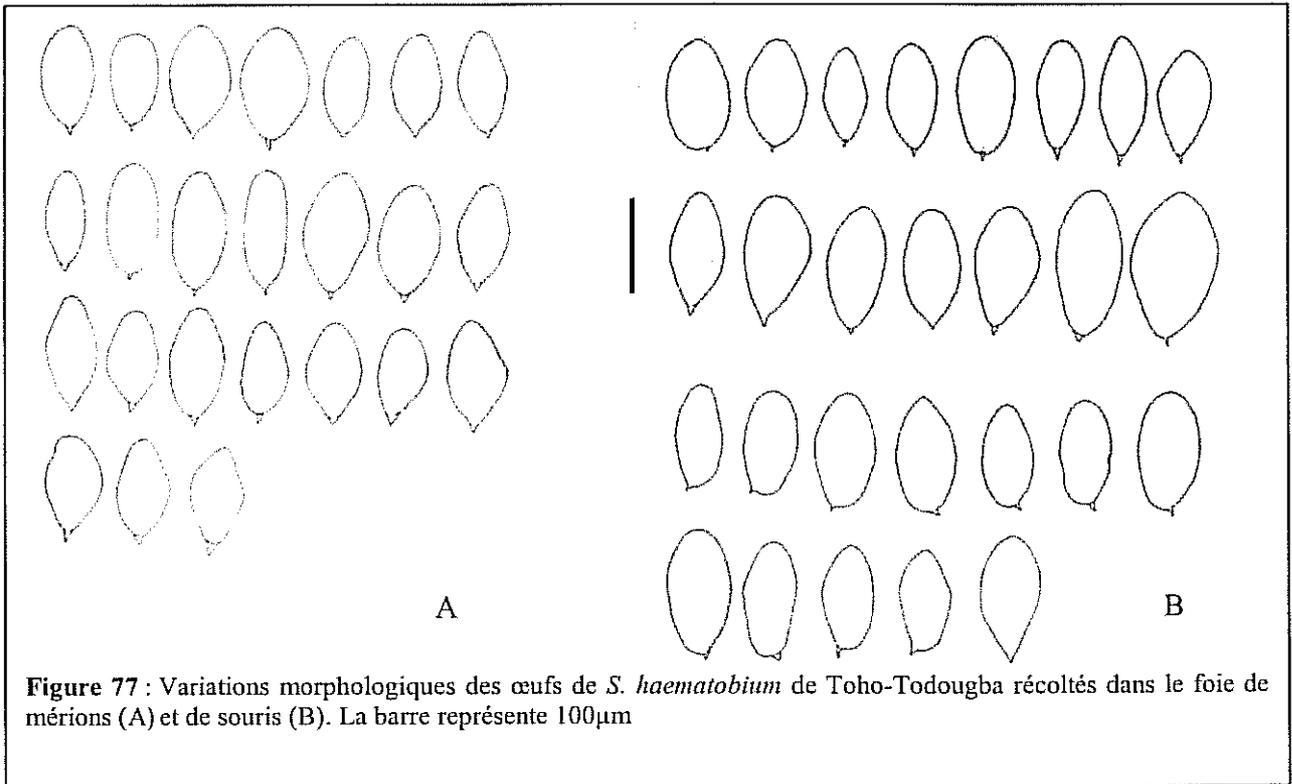
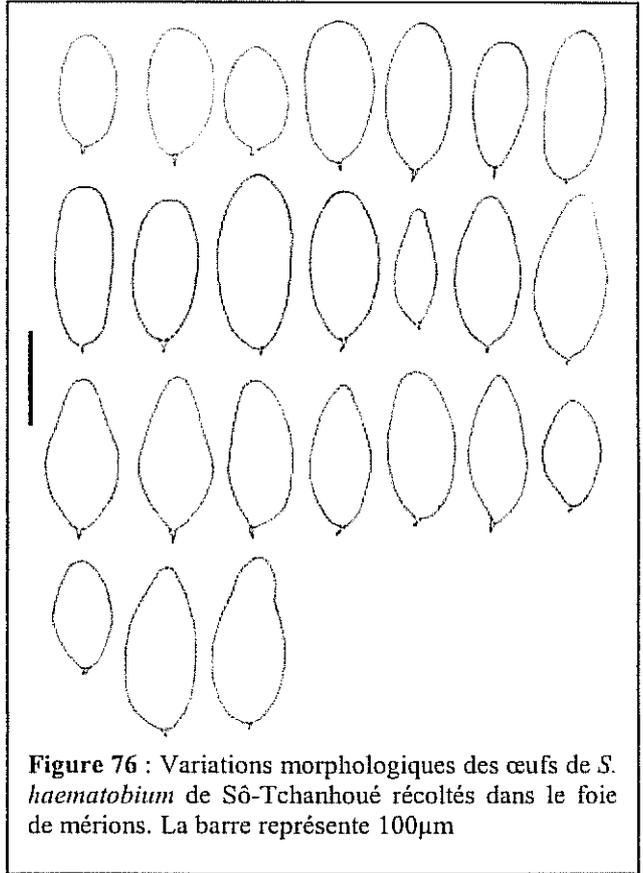
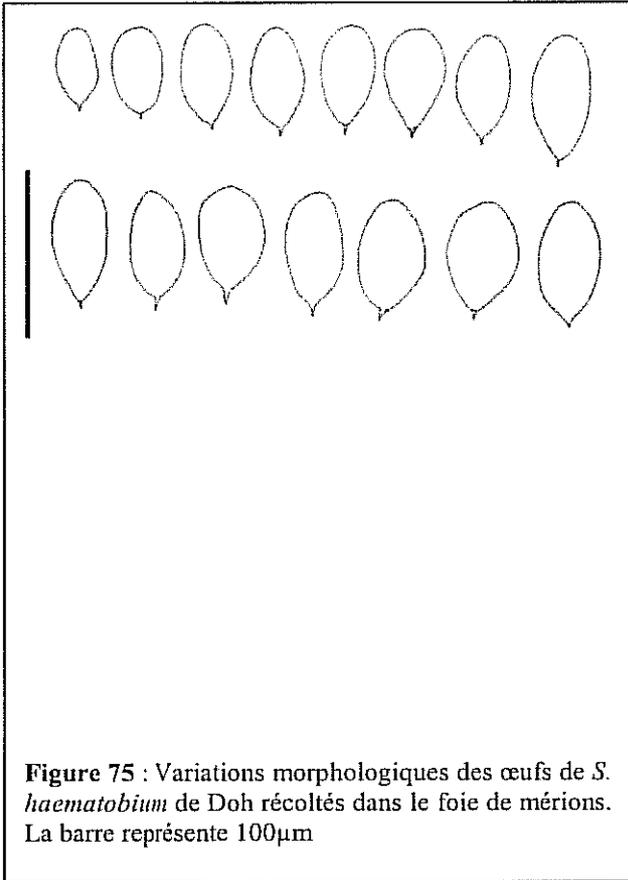
est souvent marqué et présente une taille variable dans une homogénéité relative de forme. Il est fixé droit ou oblique sur le plus grand axe.

Les différentes formes des œufs de schistosome de Sô-Tchanhoué récoltés dans le foie de mériens sont représentées dans la figure 76. On note une variation nette aussi bien au niveau de la taille qu'au niveau de la forme. On distingue des œufs de formes grossièrement globuleuses, losangiques légèrement effilées. Les bords sont dans la majorité des cas réguliers avec quelquefois des rétrécissements paramédians au niveau du pôle opposé à l'éperon. Ces œufs sont en majorité symétriques. L'éperon est de taille relativement moyenne et est très polymorphe. On distingue des éperons droits ou recourbés à extrémité pointue ou arrondie. Ils sont tous fixés dans le prolongement du plus grand axe.

Les figures 77A et 77B représentent les différentes formes d'œufs de *S. haematobium* de Toho-Todougba récoltés dans le foie de mériens (Figure 77A) et dans le foie de souris (Figure 77B).

Dans le foie de mériens (Figure 77A), les œufs récoltés sont très polymorphes aussi bien dans la taille que dans la forme du corps et de l'éperon. On distingue des œufs présentant des formes grossièrement losangiques mais avec des cas à formes effilées. Dans la majorité des cas, ils sont symétriques par rapport au plus grand axe. Toutefois, on rencontre quelques cas d'asymétries avec des déformations. Il n'y a pas de rétrécissements paramédians. L'éperon, de forme triangulaire, est soit à bout pointu, soit à bout usé mais placé le plus souvent dans le prolongement du plus grand axe.

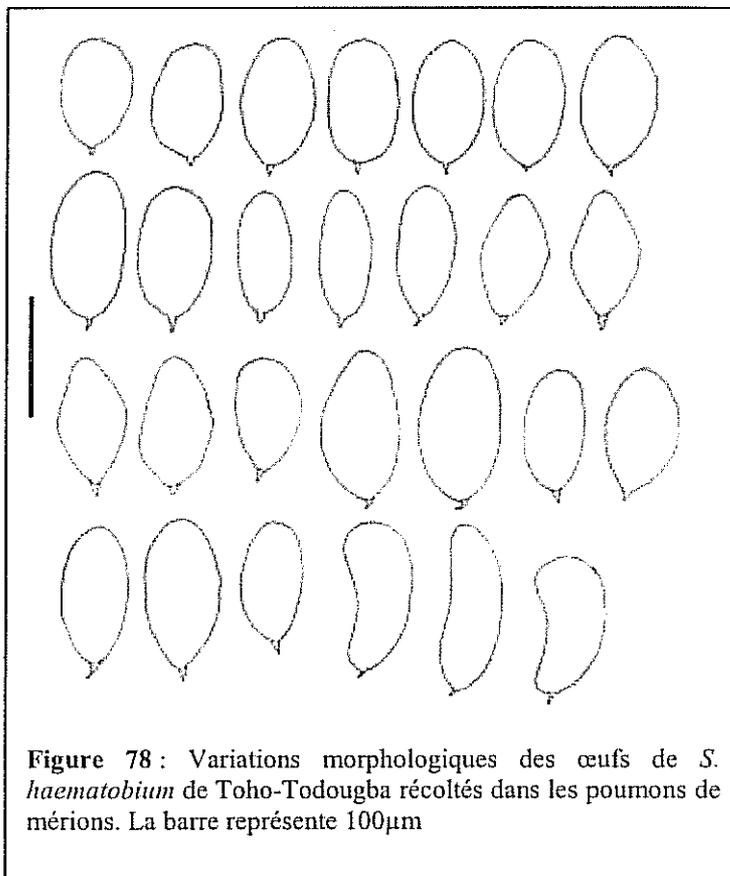
Au niveau du foie de souris OF1 infestée à partir de *S. haematobium* de Toho-Todougba (Figure 77B), les œufs sont aussi variés tant au niveau de la forme et de la taille d'ensemble que dans la forme, la taille et la disposition de l'éperon. On distingue des œufs de forme effilée de moyenne et grande taille, des œufs de forme losangique simple de taille moyenne, des œufs de forme losangique avec la partie médiane ventrue et de grande taille, des œufs de forme ellipsoïde, des œufs symétriques et des œufs asymétriques. De façon singulière, les éperons sont marqués et excentrés dans la majorité des cas. Ils sont de petite et moyenne tailles, droits, obliques ou recourbés. Dans plusieurs cas, l'éperon occupe une position intermédiaire entre la position terminale, caractéristique des schistosomes du groupe *S. haematobium* et celle latérale, caractéristique des schistosomes du groupe *S. mansoni*.



*b. Œufs récoltés dans les poumons de mériens* : dans le cas particulier de la population de parasite de Toho-Todougba, des couples adultes, bloqués dans les poumons, ont été récoltés ainsi que des œufs.

La figure 78 représente les différentes formes d'œufs observés. On note une variation de taille discrète mais un polymorphisme très remarquable. On distingue des œufs de formes effilées droites, des œufs recourbés ou arqués et des œufs de formes grossièrement losangiques marquées parfois par un début de rétrécissements paramédians au pôle opposé à l'éperon. Il y a autant d'œufs symétriques que d'œufs asymétriques.

L'éperon aussi est très polymorphe mais dans tous les cas, est placé sur le prolongement du plus grand axe. On distingue les éperons droits ou recourbés, à extrémité très pointue, peu pointue ou usée.



**Figure 78** : Variations morphologiques des œufs de *S. haematobium* de Toho-Todougba récoltés dans les poumons de mériens. La barre représente 100µm

## 2. Etude de la biométrie des œufs de *S. haematobium*

2.1. *Œufs extérieurs* : les données biométriques des œufs récoltés dans les urines humaines et dans les fèces de mériens sont regroupées dans le tableau 33.

**Tableau 33** : Données biométriques des œufs de *S. haematobium* de Doh, Sô-Tchanhoué et Toho-Todougba provenant des urines de patients et de fèces de mériens. N : nombre d'œufs, LT : Longueur totale, l.max : largeur maximale, L.ép. : Longueur de l'éperon, M : Moyenne des mesures, ES : écart standard, ND : données non disponibles

			Doh	Sô-Tchanhoué	Toho-Todougba
Urines humaines	LT	N	50	35	33
		Limites (µm)	100,00 – 176,00	108,00 – 160,00	100,00 – 135,14
		M (µm) ± ES	136,96 ± 1,92	137,77 ± 2,03	135,14 ± 2,66
	l.max	N	50	35	33
		Limites (µm)	56,00 – 92,00	56,00 – 80,00	53,85 – 86,54
		M (µm) ± ES	64,76 ± 1,09	64,23 ± 0,93	67,42 ± 1,57
	R=LT/l.max	N	50	35	33
		Limites (µm)	1,39 – 2,67	1,80 – 2,53	1,55 – 2,93
		M (µm) ± ES	2,14 ± 0,04	2,15 ± 0,03	2,03 ± 0,05
	L.ép.	N	49	35	33
		Limites (µm)	4,00 – 20,00	8,00 – 28,00	7,69 – 19,23
		M (µm) ± ES	14,73 ± 0,53	18,40 ± 0,79	11,25 ± 0,47
Fèces de mériens	LT	N	ND	33	36
		Limites (µm)	ND	117,53 – 168,04	109,28 – 150,52
		M (µm) ± ES	ND	147,05 ± 2,11	131,07 ± 2,10
	l.max	N	ND	33	36
		Limites (µm)	ND	54,64 – 87,63	41,24 – 82,47
		M (µm) ± ES	ND	72,32 ± 1,36	61,91 ± 1,58
	R=LT/l.max	N	ND	33	36
		Limites (µm)	ND	1,66 – 2,62	1,73 – 2,75
		M (µm) ± ES	ND	2,05 ± 0,04	2,15 ± 0,04
	L.ép.	N	ND	33	36
		Limites (µm)	ND	4,12 – 14,43	6,19 – 10,31
		M (µm) ± ES	ND	8,50 ± 0,48	8,13 ± 0,28

2.2. *Œufs intérieurs* : le tableau 34 présente la récapitulation des différentes données biométriques des œufs des trois populations de schistosomes (Doh, Sô-Tchanhoué et Toho-Todougba) récoltés à l'intérieur de l'organisme des mériens et souris d'expériences. Ces œufs sont récoltés dans le foie de mériens ou de la souris ou dans les poumons de mériens.

**Tableau 34** : Données biométriques des œufs de *S. haematobium* de Doh, Sô-Tchanhoué et Toho-Todougba provenant du foie des mériens, du foie des souris et des poumons de mériens. N : nombre d'œufs, LT : Longueur totale, l.max : largeur maximale, L.ép. : Longueur de l'éperon, M : moyenne des mesures, ES : écart standard, ND : données non disponibles

			Doh	Sô-Tchanhoué	Toho-Todougba
Foie de mériens	LT	N	38	34	42
		Limites (µm)	83,10 – 177,46	109,28 – 179,38	111,34 – 154,64
		M (µm) ± ES	151,52 ± 2,78	143,00 ± 3,37	127,10 ± 1,65
	l.max	N	38	34	42
		Limites (µm)	56,34 – 90,14	41,24 – 76,29	45,36 – 78,35
		M (µm) ± ES	76,35 ± 1,12	62,22 ± 1,45	59,50 ± 1,15
	R=LT/l.max	N	38	34	42
		Limites (µm)	1,48 – 2,35	1,77 – 2,98	1,84 – 2,96
		M (µm) ± ES	1,98 ± 0,03	2,32 ± 0,05	2,16 ± 0,03
L.ép.	N	38	34	41	
	Limites (µm)	5,63 – 16,90	4,12 – 16,49	4,12 – 14,43	
	M (µm) ± ES	11,27 ± 0,48	9,19 ± 0,50	8,05 ± 0,34	
Foie de souris	LT	N	ND	ND	34
		Limites (µm)	ND	ND	100,00 – 154,17
		M (µm) ± ES	ND	ND	123,19 ± 2,08
	l.max	N	ND	ND	34
		Limites (µm)	ND	ND	43,75 – 89,58
		M (µm) ± ES	ND	ND	57,35 ± 1,46
	R=LT/l.max	N	ND	ND	34
		Limites (µm)	ND	ND	1,75 – 2,71
		M (µm) ± ES	ND	ND	2,17 ± 0,04
L.ép.	N	ND	ND	34	
	Limites (µm)	ND	ND	3,13 – 10,42	
	M (µm) ± ES	ND	ND	5,67 ± 0,30	
Poumons mériens	LT	N	ND	ND	30
		Limites (µm)	ND	ND	108,33 – 159,38
		M (µm) ± ES	ND	ND	128,96 ± 2,35
	l.max	N	ND	ND	30
		Limites (µm)	ND	ND	45,83 – 72,92
		M (µm) ± ES	ND	ND	61,88 ± 1,24
	R=LT/l.max	N	ND	ND	30
		Limites (µm)	ND	ND	1,71 – 3,19
		M (µm) ± ES	ND	ND	2,11 ± 0,06
L.ép.	N	ND	ND	30	
	Limites (µm)	ND	ND	2,08 – 14,58	
	M (µm) ± ES	ND	ND	8,40 ± 0,49	

### 3. Analyse intrapopulationnelle en fonction de la localisation des œufs

#### 3.1. *S. haematobium* de Doh

a. *Polymorphisme* : les œufs de cette souche présentent des variations aussi bien dans la forme d'ensemble que dans la forme et la taille de l'éperon. Dans l'urine des patients, les œufs semblent être plus effilés que dans le foie de mérien où ils paraissent plus globuleux. De même, les variabilités de forme et de taille de l'éperon

observées dans les œufs extraits de l'urine humaine sont plus grandes que celles observées dans les œufs provenant du foie de mérien. En résumé, pour cette souche, le polymorphisme est plus accentué sur les œufs de l'urine humaine que sur ceux provenant du foie de mérien.

b. *Biométrie* : le tableau 35 donne le résumé des différents tests statistiques effectués sur les œufs de *S. haematobium* de Doh récoltés dans les urines humaines et le foie de mérions.

Aucune différence significative de longueur des œufs n'est observée statistiquement entre les deux localisations, urines humaines et foie de mérions. Par contre, les œufs récoltés dans les urines humaines sont significativement moins larges mais avec des éperons significativement plus développés par rapport aux œufs récoltés dans le foie de mérions. Dans les urines, le rapport LT/l.max est significativement plus élevé que dans le foie de mérions.

**Tableau 35:** Etude comparative de la variabilité biométrique des œufs de *S. haematobium* de Doh extraits dans différents milieux (Urines humaines et Foie de mérions) ; N : nombre total d'œufs vivants examinés, M : moyenne, ES : Ecart-Standard, ns : différence non significative des mesures, \* : différence significative des mesures

Paramètre	Localisation	N	M ± ES (µm)	Test t	Significativité
Longueur Totale	Urines humaines	50	136,96 ± 1,92	$p > 0,05$	ns
	Foie mérions	38	151,52 ± 2,78		
Largeur maximale	Urines humaines	50	64,76 ± 1,09	$t = 7,32 ; p < 0,0001$	*
	Foie mérions	38	76,35 ± 1,12		
R= LT/l.max	Urines humaines	50	2,17 ± 0,04	$t = 3,014 ; p = 0,0034$	*
	Foie mérions	38	1,98 ± 0,03		
Longueur éperon	Urines humaines	49	14,73 ± 0,53	$t = 4,427 ; p < 0,0001$	*
	Foie mérions	38	11,27 ± 0,48		

### 3.2. *S. haematobium* de Sô-Tchanhoué

a. *Polymorphisme* : On note des variations au niveau de la forme d'ensemble et de la taille des œufs, la forme et la taille de l'éperon dans les trois localisations. Mise à part la différence de taille qui semble évoluer en fonction des milieux, le degré de polymorphisme des œufs paraît identique dans les trois localisations.

b. *Biométrie* : le tableau 36 résume les analyses statistiques réalisées sur les œufs de la population de *S. haematobium* de Sô-Tchanhoué. Ces œufs sont récoltés dans trois localisations : urines humaines, fèces de mérions et foie de mérions.

Les quatre paramètres de mesures sont significativement différents au niveau des trois localisations (test Anova,  $p < 0,05$  au niveau des quatre paramètres). Les Posts-hocs tests de comparaisons multiples de Tukey-Kramer montrent que : dans les urines, ces œufs sont

significativement moins longs que dans les fèces et dans le foie de mériens ( $p < 0,05$ ) ; il n'y a pas de différence de longueur entre les œufs des urines et ceux du foie ( $p > 0,05$ ). Les œufs des urines et du foie, presque identiques ( $p > 0,05$ ), sont significativement plus larges que ceux des fèces ( $p < 0,05$ ). La longueur de l'éperon des œufs récoltés dans le foie et dans les fèces de mériens est semblable ( $p > 0,05$ ) et significativement plus petite que la longueur de l'éperon dans les urines humaines ( $p < 0,05$ ).

**Tableau 36:** Etude comparative de la variabilité biométrique des œufs de *S. haematobium* de Sô-Tchanhoué extraits dans différents milieux (Urines humaines, Fèces de mériens et Foie de mériens) ; N : nombre total d'œufs vivants examinés, M : Moyenne, ES : Ecart-Standard, ns : différence non significative des mesures, \* : différence significative des mesures

Paramètre	Localisation	N	M ± ES (µm)	Anova	Post-hocs Turkey-Kramer
Longueur Totale	Urines humaines	35	137,77 ± 2,03	F=3,368 $p=0,0385$	Urines/Fèces : $p < 0,05$ * Urines/Foie : $p > 0,05$ Fèces/Foie : $p > 0,05$
	Fèces mériens	34	143,00 ± 3,37		
	Foie mériens	33	147,05 ± 2,11		
Largeur maximale	Urines humaines	35	64,23 ± 0,93	F=18,176 $p < 0,0001$	Urines/Fèces : $p < 0,0001$ * Urines/Foie : $p > 0,05$ Fèces/Foie : $p < 0,0001$ *
	Fèces mériens	34	62,22 ± 1,45		
	Foie mériens	33	72,32 ± 1,36		
R= LT/l.max	Urines humaines	35	2,15 ± 0,03	F=10,515 $p < 0,0001$	Urines/Fèces : $p > 0,05$ Urines/Foie : $p < 0,05$ * Fèces/Foie : $p < 0,0001$ *
	Fèces mériens	34	2,05 ± 0,04		
	Foie mériens	33	2,32 ± 0,05		
Longueur éperon	Urines humaines	35	18,40 ± 0,79	F=84,097 $p < 0,0001$	Urines/Fèces : $p < 0,001$ * Urines/Foie : $p < 0,001$ * Fèces/Foie : $p > 0,05$
	Fèces mériens	34	9,19 ± 0,50		
	Foie mériens	33	8,50 ± 0,48		

### 3.3. *S. haematobium* de Toho-Todougba

a. *Polymorphisme* : on remarque des variations de forme et de taille aussi bien au niveau du corps que de l'éperon. De façon générale, ce polymorphisme semble s'accroître dans l'ordre croissant Homme – Mérien – Souris. Pour un même hôte, la variabilité de la forme des œufs semble être fonction de la localisation. Dans le cas du mérien par exemple, la variation du polymorphisme a évolué de façon croissante dans le sens fèces – foie – poumons. La position terminale caractéristique de l'éperon des schistosomes du groupe *S. haematobium* semble être compromise au niveau de œufs récoltés dans le foie de la souris OF1 et dans les poumons de mériens. En effet, à ces niveaux, l'éperon occupe une position excentrée (ni latérale, ni terminale) dans plusieurs cas.

b. *Biométrie* : le tableau 37 récapitule les résultats des différents tests statistiques réalisés au niveau des mesures. Sont mentionnés seulement les tests post-hocs de comparaisons multiples montrant des différences significatives ( $p < 0,05$ ).

Des différences significatives sont notées entre trois (LT, l.max et L.ép.) des quatre paramètres mesurés ( $p < 0,05$  au niveau de chaque paramètre). Aucune différence significative

sur le rapport LT/l.max des œufs dans les différentes localisations ( $p>0,05$ ). Au niveau de la longueur totale, les post-hocs de comparaisons multiples montrent des différences significatives entre les œufs récoltés dans les urines humaines et ceux récoltés dans le foie de la souris ( $p<0,01$ ), se traduisant par une plus grande taille des œufs dans les urines humaines. Il n'existe aucune différence significative entre les œufs récoltés dans les autres localisations ( $p>0,05$ ). Au niveau de la largeur des œufs, les tests montrent que les œufs récoltés dans les urines humaines sont significativement plus larges que ceux récoltés dans le foie de mériens ( $p<0,05$ ). Ces derniers sont eux aussi significativement plus larges que les œufs provenant de foie de souris ( $p<0,001$ ). Dans les trois localisations, les mesures de la largeur des œufs évoluent donc par ordre décroissant dans le sens urines humaines - foie de mérien - foie de souris. Il n'existe pas de différence significative dans les autres cas ( $p>0,05$ ). La variabilité de l'éperon des les différentes localisations est très remarquable, se traduisant par des différences significatives dans presque toutes les analyses de comparaisons multiples. Dans les urines, les éperons des œufs sont significativement plus développés ( $p<0,001$ ) que dans les trois localisations : fèces de mériens, foie de mériens et poumons de mériens où leur développement est sensiblement identique ( $p>0,05$ ). Dans les trois dernier cas, les éperons sont significativement plus longs que dans le foie de souris. Dans les cinq milieux, la longueur de l'éperon a évolué de façon décroissante dans le sens urines humaines – (fèces mériens, foie mériens et poumons mériens) – foie souris.

#### 4. Analyse interpopulationnelle des trois *S. haematobium*

##### 4.1. Variation de la forme des œufs

Morphologiquement, les données obtenues ne nous permettent pas de faire une appréciation objective. Celle-ci pourrait être biaisée dans la mesure où pour chaque population, nous n'avons pas pu obtenir les données au niveau de toutes les localisations. Toutefois, si l'on ne considère que les deux localisations (urines humaines et foie de mérien) où nous disposons des données pour les trois populations, les œufs de *S. haematobium* de Toho et de Sô-Tchanhoué semblent être plus variés que ceux de Doh tant au niveau de la forme et la taille du corps que de l'éperon.

**Tableau 37:** Etude comparative de la variabilité biométrique des œufs de *S. haematobium* de Toho-Todougba extraits dans différents milieux (Urines humaines, Fèces de mériens, Foie de mériens, Foie de souris et Poumons de mériens); N : nombre total d'œufs vivants examinés, M : Moyenne, ES : Ecart-Standard, ns : différence non significative, \* : différence significative

Paramètre	Localisation	N	M ± ES (µm)	Anova	Post-hocs Tukey-Kramer
Longueur Totale	Urines humaines	33	135,14 ± 2,66	F=4,310 p=0,0024	Urines/Foie souris : p<0,01 *
	Fèces mériens	36	131,07 ± 2,10		
	Foie mériens	42	127,10 ± 1,65		
	Foie souris	34	123,19 ± 2,08		
	Poumons mériens	30	128,96 ± 2,35		
Largeur maximale	Urines humaines	33	67,42 ± 1,57	F=7,150 p=0,0002	Urines/Fèces mérien : p<0,05 * Urines/Foie mérien : p<0,001 * Urines/Foie souris : p<0,001 *
	Fèces mériens	36	61,91 ± 1,58		
	Foie mériens	42	59,50 ± 1,15		
	Foie souris	34	57,35 ± 1,46		
	Poumons mériens	30	61,88 ± 1,24		
R= LT/l.max	Urines humaines	33	2,03 ± 0,05	P>0,05 ns	néant
	Fèces mériens	36	2,15 ± 0,04		
	Foie mériens	42	2,16 ± 0,03		
	Foie souris	34	2,17 ± 0,04		
	Poumons mériens	30	2,11 ± 0,06		
Longueur éperon	Urines humaines	33	11,25 ± 0,46	F=27,690 p<0,0001	Urines/Fèces mérien : p<0,001 * Urines/Foie mérien : p<0,001 * Urines/Foie souris : p<0,001 * Urines/Poumon mérien : p<0,001 * Fèces mérien/Foie souris : p<0,001 * Foie mérien/Foie souris : p<0,001 * Foie souris/Poumon mérien : p<0,001 *
	Fèces mériens	36	8,13 ± 0,28		
	Foie mériens	41	8,05 ± 0,33		
	Foie souris	34	5,67 ± 0,30		
	Poumons mériens	30	8,40 ± 0,49		

#### 4.2. Analyse biométrique

a. *Cœufs extérieurs (urines humaines)* : le tableau 38 récapitule les données de comparaison des œufs des trois populations de parasite récoltés dans les urines humaines.

Les œufs des trois populations de schistosomes sont différents significativement seulement par la taille de leur éperon (F=30,781 ; p<0,0001). Les tests post-hocs de comparaisons multiples de la longueur des éperons montrent que les éperons des œufs de la population de parasite de Sô-Tchanhoué sont significativement plus longs que ceux de Doh (p<0,001), eux aussi plus développés que les éperons des œufs de la population de parasite de Toho-Todougba. Les trois populations de parasites ont les œufs à éperons évoluant par ordre décroissant dans le sens *S. haematobium* de Sô-Tchanhoué - *S. haematobium* de Doh - *S. haematobium* de Toho-Todougba. Il n'existe statistiquement aucune différence de longueur, de largeur ainsi que du rapport au niveau des œufs récoltés dans les urines humaines des trois populations.

**Tableau 38:** Etude comparative de la variabilité biométrique interpopulationnelle des œufs de *S. haematobium* de Doh, Sô-Tchanhoué et Toho-Todougba extraits dans les **urines humaines**, N : nombre total d'œufs vivants examinés, M : Moyenne, ES : Ecart-Standard, ns : différence non significative, \* : différence significative

Paramètre	Population parasite	N	M ± ES (µm)	Anova	Post-hocs Tukey-Kramer
Longueur Totale	Doh	50	136,96 ± 1,92	$p > 0,05$	néant
	Sô-Tchanhoué	35	137,77 ± 2,03	ns	
	Toho-Todougba	33	135,14 ± 2,66		
Largeur maximale	Doh	50	64,76 ± 1,09	$p > 0,05$	néant
	Sô-Tchanhoué	35	64,23 ± 0,93	ns	
	Toho-Todougba	33	67,42 ± 1,57		
R= LT/l.max	Doh	50	2,17 ± 0,04	$p > 0,05$	néant
	Sô-Tchanhoué	35	2,15 ± 0,03	ns	
	Toho-Todougba	33	2,03 ± 0,05		
Longueur éperon	Doh	49	14,73 ± 0,53	$F=30,781$	Doh/Sô-Tchanhoué : $p < 0,001$ * Doh/Toho-Todougba : $p < 0,001$ * Sô-Tchanhoué/Toho-Todougba : $p < 0,001$ *
	Sô-Tchanhoué	35	18,40 ± 0,79	$p < 0,0001$	
	Toho-Todougba	33	11,25 ± 0,46	*	

b. *Œufs intérieurs (foie de mérions)* : les données ainsi que les résultats de l'analyse comparative des œufs des trois populations de schistosomes récoltés dans le foie de mérions sont présentés dans le tableau 39.

Dans le foie de mérions, les œufs des trois populations de parasite présentent des différences significatives sur les quatre paramètres de mesures considérés (test Anova,  $p < 0,05$  dans les quatre cas). Les tests post-hocs de comparaisons multiples montrent que les œufs de parasite Doh ont des longueurs significativement semblables à ceux de Sô-Tchanhoué ( $p > 0,05$ ) et la longueur des œufs de ces deux populations est significativement plus élevée que celle des œufs de parasite de Toho-Todougba ( $p < 0,001$  dans les deux tests). Les tests post-hocs montrent aussi que les œufs de schistosome de Doh ont des largeurs significativement plus grandes que ceux des deux autres populations de Sô-Tchanhoué ( $p < 0,001$ ) et de Toho-Todougba ( $p < 0,001$ ). Il n'existe pas de différence significative entre la largeur des œufs de deux derniers parasites ( $p > 0,05$ ). Les éperons des œufs de schistosome de Doh ont une longueur significativement plus grande que celle des œufs de schistosome de Sô-Tchanhoué et de Toho-Todougba. Il n'y a pas de différence significative entre la longueur des éperons de deux dernières populations de parasite ( $p > 0,05$ ).

**Tableau 39:** Etude comparative de la variabilité biométrique interpopulationnelle des œufs de *S. haematobium* de Doh, Sô-Tchanhoué et Toho-Todougba extraits dans le foie de mériens, N : nombre total d'œufs vivants examinés, M : Moyenne, ES : Ecart-Standard, ns : différence non significative, \* : différence significative

Paramètre	Population parasite	N	M ± ES (µm)	Anova	Post-hocs Tukey-Kramer
Longueur Totale	Doh	38	151,52 ± 2,78	F=24,672	Doh/Sô-Tchanhoué : $p > 0,05$ ; ns Doh/Toho-Todougba : $p < 0,001$ ; * Sô-Tchanhoué/ Toho-Todougba : $p < 0,001$ ; *
	Sô-Tchanhoué	33	143,00 ± 3,37	$p < 0,0001$	
	Toho-Todougba	42	127,10 ± 1,65	*	
Largeur maximale	Doh	38	76,35 ± 1,12	F=55,676	Doh/Sô-Tchanhoué : $p < 0,001$ ; * Doh/Toho-Todougba : $p < 0,001$ ; * Sô-Tchanhoué/ Toho-Todougba : $p > 0,05$ ; ns
	Sô-Tchanhoué	33	72,32 ± 1,36	$p < 0,0001$	
	Toho-Todougba	42	59,50 ± 1,15	*	
R= LT/l.max	Doh	38	1,98 ± 0,03	F=18,935	Doh/Sô-Tchanhoué : $p < 0,001$ ; * Doh/Toho-Todougba : $p < 0,01$ ; * Sô-Tchanhoué/ Toho-Todougba : $p < 0,01$ ; *
	Sô-Tchanhoué	33	2,32 ± 0,05	$p < 0,0001$	
	Toho-Todougba	42	2,16 ± 0,03	*	
Longueur éperon	Doh	38	11,27 ± 0,48	F=14,737	Doh/Sô-Tchanhoué : $p < 0,01$ ; * Doh/Toho-Todougba : $p < 0,001$ ; * Sô-Tchanhoué/ Toho-Todougba : $p > 0,05$ ; ns
	Sô-Tchanhoué	33	8,50 ± 0,48	$p < 0,0001$	
	Toho-Todougba	41	8,05 ± 0,33	*	

## B. *Schistosoma mansoni*

### 1. Etude de la morphologie des œufs

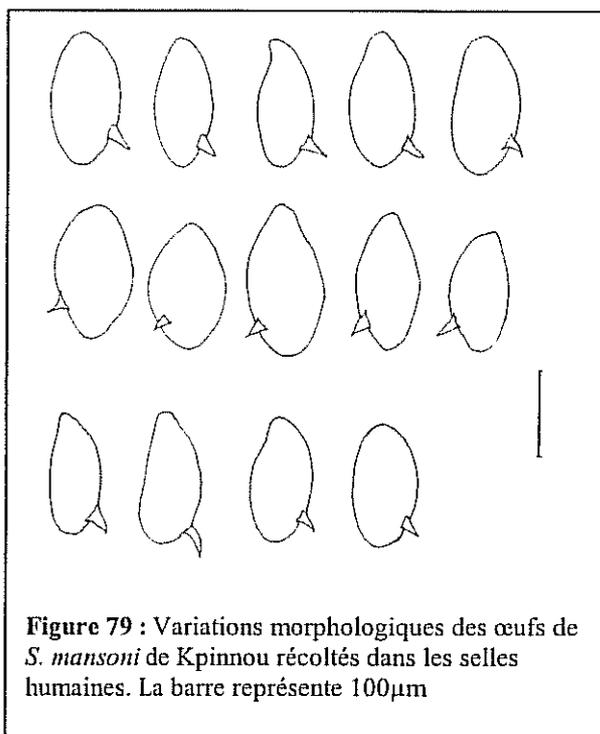
#### 1.1. Œufs extérieurs

Ces œufs sont récoltés dans les selles humaines et dans les fèces de souris pour les deux populations de parasite de Kpinnou et de Toho-Todougba étudiées.

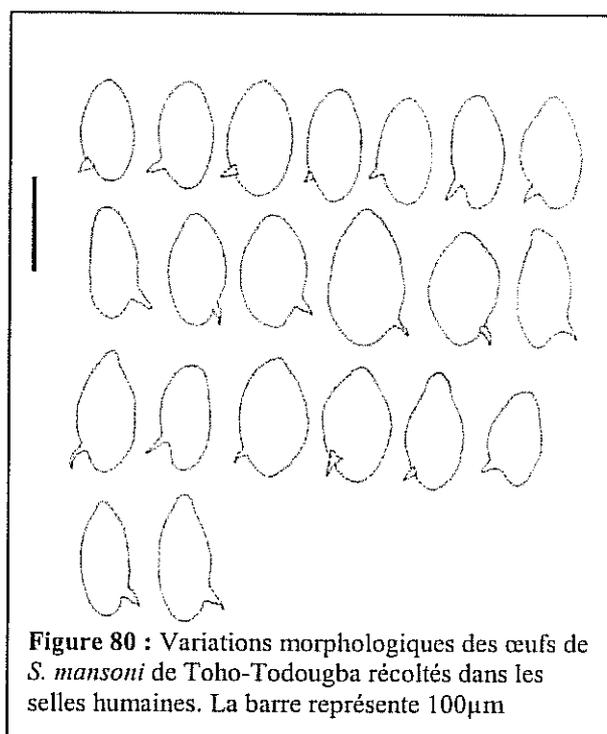
##### a. Les œufs extérieurs récoltés dans les selles de patients

La figure 79 représente les différentes formes des œufs de *S. mansoni* de Kpinnou récoltés dans les selles humaines. Ces œufs sont très variés aussi bien du point de vue forme que du point de vue taille. On distingue des œufs losangiques et ovoïdes de moyenne et grande taille. Le rétrécissement de la partie opposée à l'éperon est quelquefois observé. L'éperon est peu varié et généralement de taille relativement grande. Les éperons sont triangulaires droits ou arqués à extrémité pointue.

La figure 80 montre les différentes formes des œufs de *S. mansoni* de Toho-Todougba récoltés dans les selles de patients. Nous avons également des œufs polymorphes.



**Figure 79 :** Variations morphologiques des œufs de *S. mansoni* de Kpinnou récoltés dans les selles humaines. La barre représente 100µm



**Figure 80 :** Variations morphologiques des œufs de *S. mansoni* de Toho-Todougba récoltés dans les selles humaines. La barre représente 100µm

#### *b. Les œufs extérieurs récoltés dans les fèces de souris*

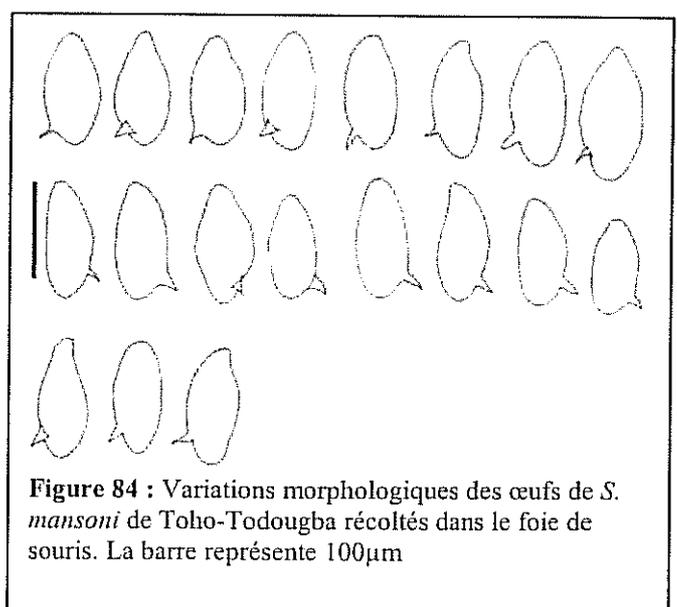
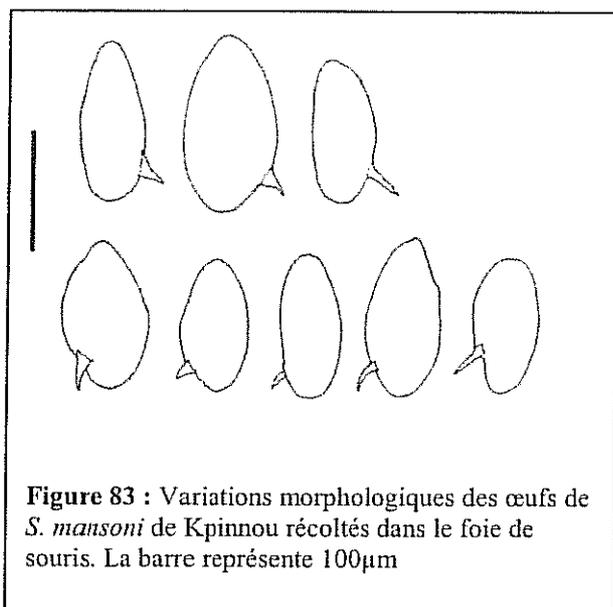
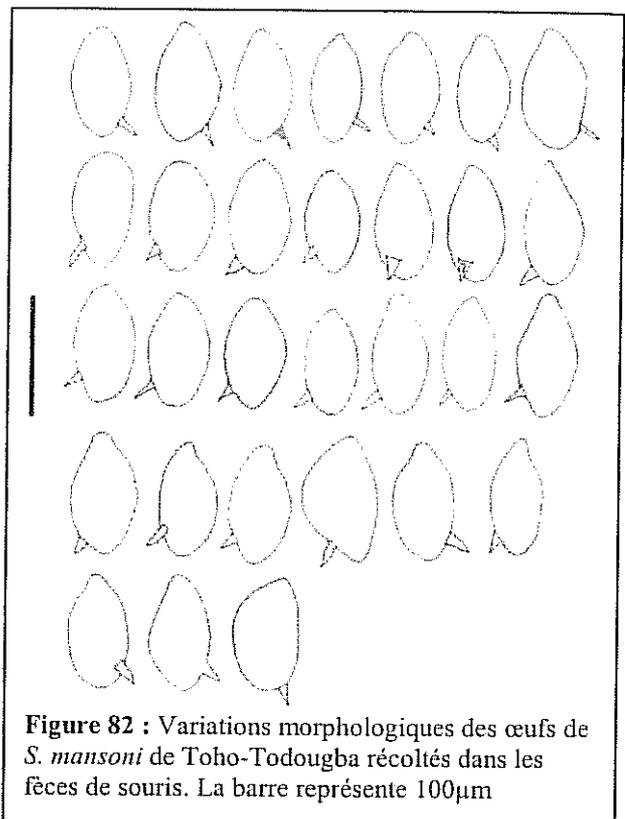
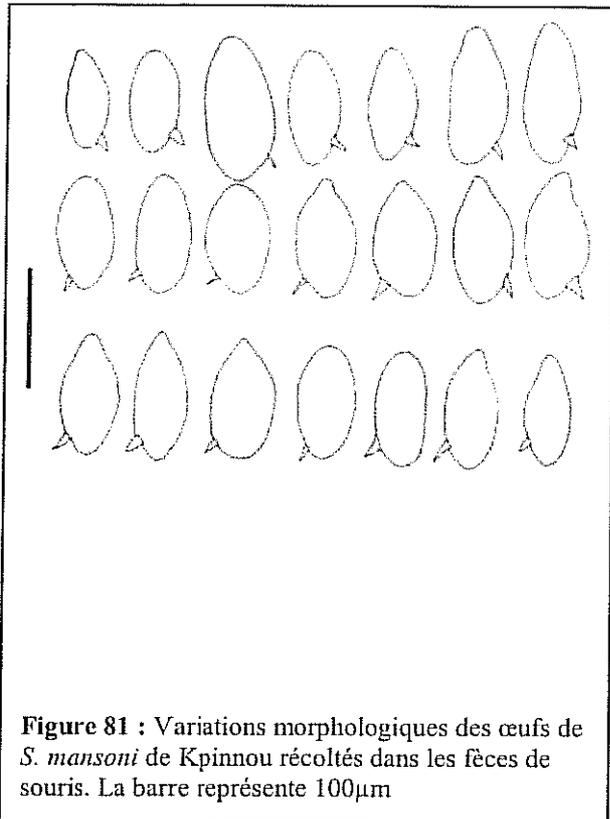
Les figures 81 et 82 montrent les différentes formes des œufs de *S. mansoni* de Kpinnou et les œufs de *S. mansoni* de Toho-Todougba récoltés dans les fèces de souris. Au niveau des deux populations, le polymorphisme s'observe aussi bien dans la forme que dans la taille des œufs et de l'éperon. Le polymorphisme des œufs semble être plus prononcé au niveau des œufs de la population de parasite de Toho-Todougba.

#### *1.2. Œufs intérieurs*

Ces œufs ont été récupérés dans le foie de la souris.

Les figures 83 et 84 représentent les différentes formes des œufs de la population de parasite de Kpinnou et des œufs de la population de parasite de Toho-Todougba, respectivement.

Dans le foie de la souris, les œufs de *S. mansoni* de Kpinnou semblent être peu polymorphes et de grande taille avec des éperons bien développés de forme normale, triangulaire, mais quelques rares fois arqués. Les œufs du parasite de Toho-Todougba apparaissent très variés au niveau de leur forme ainsi que dans la taille de l'éperon.



## 2. Etude de la Biométrie

Les données biométriques des œufs des différentes populations de *S. mansoni* en fonction des localisations sont regroupées dans le tableau 40.

**Tableau 40 :** Données biométriques des œufs de *S. mansoni* de Kpinnou et de Toho-Todougba en fonction des milieux de récolte. R : LT/l.max, N : nombre de mesures, M : moyenne des mesures, ES : écart-standard

Destination des œufs	Localisation	Paramètre mesuré	<i>S. mansoni</i> de Kpinnou			<i>S. mansoni</i> de Toho-Todougba		
			N	Limites	M ± ES (µm)	N	Limites	M ± ES (µm)
Œuf extérieur	Selles	LT	37	133,33-171,43	145,60 ± 1,37	36	120,00 -174,55	145,3 ± 1,68
		l.max	37	55,56-87,30	68,38 ± 1,26	36	43,64 - 90,91	70,10 ± 1,77
		R	37	1,64-2,51	2,15±0,03	36	1,65-3,42	2,13±0,07
		L.ép.	37	19,05-34,92	24,75 ± 0,59	36	18,18 - 32,73	24,95 ± 0,81
	Fèces souris	LT	31	131,65-188,61	155,57 ± 2,82	32	131,65-162,03	149,17 ± 1,36
		l.max	31	54,43-86,08	71,38 ± 1,45	32	65,82-93,67	75,16 ± 1,13
		R	31	1,81-2,50	2,19±0,03	32	1,73-2,31	1,99±0,02
		L.ép.	31	17,72-29,11	22,74 ± 0,61	32	17,72-35,44	27,14 ± 0,76
Œuf intérieur	Foie souris	LT	35	134,18-172,15	151,79±1,54	35	141,65-188,61	160,90±2,29
		l.max	35	65,82-93,67	76,38±0,79	35	54,43-86,08	71,86±1,36
		R	35	1,73-2,58	2,00±0,03	35	1,97-2,88	2,26±0,04
		L.ép.	35	17,72-32,91	24,99±0,65	35	17,72-27,85	22,24±0,47

### 3. Analyse intrapopulationnelle des œufs

3.1. *S. mansoni* de Kpinnou : le tableau 41 récapitule les résultats des analyses statistiques des œufs de *S. mansoni* de Kpinnou dans les différentes localisations.

Les tests statistiques montrent des différences significatives des quatre paramètres LT, l.max, R et L.ép. au niveau des trois localisations : selles humaines, fèces de souris et foie de souris ( $p < 0,05$ ). L'analyse de comparaisons multiples des longueurs des œufs montre que les œufs des selles humaines sont significativement moins longs que ceux des fèces de souris ( $p < 0,05$ ). Les œufs des fèces de souris sont significativement moins larges que ceux du foie de souris ( $p < 0,05$ ).

**Tableau 41 :** Etude comparative de la variabilité biométrique des œufs de *S. mansoni* de Kpinnou extraits dans différents milieux (Selles humaines, Fèces de souris et Foie de souris) ; N : nombre total d'œufs vivants examinés, M : Moyenne, ES : Ecart-Standard, ns : différence non significative des mesures, \* : différence significative des mesures

Paramètre	Localisation	N	M ± ES (µm)	Anova	Post-hocs Turkey-Kramer
Longueur Totale	Selles	37	145,60 ± 1,37	F=6,886 $p=0,0016$	Selles/Fèces souris : $p < 0,01$ * Selles/Foie souris : $p > 0,05$ ; ns Fèces/Foie : $p > 0,05$ ; ns
	Fèces souris	31	155,57 ± 2,82		
	Foie souris	35	151,79 ± 1,54		
Largeur maximale	Selles	37	68,38 ± 1,26	F=11,314 $p < 0,0001$	Selles/Fèces souris : $p > 0,05$ Selles/Foie souris : $p < 0,001$ * Fèces/Foie : $p < 0,05$ *
	Fèces souris	31	71,38 ± 1,45		
	Foie souris	35	76,38 ± 0,79		
R= LT/l.max	Selles	37	2,15 ± 0,03	F=10,791 $p < 0,0001$	Selles/Fèces souris : $p > 0,05$ Selles/Foie souris : $p < 0,01$ * Fèces/Foie : $p < 0,001$ *
	Fèces souris	31	2,19 ± 0,03		
	Foie souris	35	2,00 ± 0,03		
Longueur éperon	Selles	37	24,75 ± 0,59	F=3,819 $P=0,0252$	Selles/Fèces souris : $p > 0,05$ Selles/Foie souris : $p > 0,05$ Fèces/Foie : $p < 0,05$ *
	Fèces souris	31	22,74 ± 0,61		
	Foie souris	35	24,99 ± 0,65		

3.2. *S. mansoni* de Toho-Todougba : les résultats de l'analyse comparative des différentes des œufs de *S. mansoni* de Toho-Todougba en fonction des trois localisations sont récapitulés dans le tableau 42.

Trois des quatre paramètres d'analyse montrent des différences significatives des œufs récoltés dans les selles humaines, les fèces de souris et le foie de souris. Il s'agit de la longueur totale des œufs ( $F=20,194$  ;  $p<0,0001$ ), du rapport  $R=LT/l.max$  ( $F=8,282$  ;  $p=0,0005$ ) et de la longueur de l'éperon ( $F=12,213$  ;  $p<0,0001$ ). Concernant la longueur des œufs, les tests de comparaisons multiples montrent que les œufs des selles humaines sont sensiblement identiques à ceux de fèces de souris ( $p>0,05$ ). Les œufs du foie de souris sont significativement plus longs que ceux des fèces de souris ( $p<0,05$ ). Les mesures de la largeur des œufs s'équivalent dans les trois milieux ( $p>0,05$ ). En ce qui concerne la longueur de l'éperon, les tests de comparaisons multiples ne montrent aucune différence significative entre les éperons des œufs provenant des selles humaines et ceux des œufs provenant des fèces de souris. Par contre, les tests indiquent que dans les selles humaines, tout comme dans les fèces de souris (œufs intérieurs), les œufs ont des éperons significativement plus développés que les œufs intérieurs provenant du foie de souris ( $p<0,05$ ).

**Tableau 42** : Etude comparative de la variabilité biométrique des œufs de *S. mansoni* de Toho-Todougba extraits dans différents milieux (Selles humaines, Fèces de souris et Foie de souris) ; N : nombre total d'œufs vivants examinés, M : Moyenne, ES : Ecart-Standard, ns : différence non significative des mesures, \* : différence significative des mesures

Paramètre	Localisation	N	M ± ES (µm)	Anova	Post-hocs Turkey-Kramer
Longueur Totale	Selles	36	145,3 ± 1,68	$F=20,194$ $p<0,0001$	Selles/Fèces souris : $p>0,05$ ns Selles/Foie souris : $p<0,001$ ; * Fèces/Foie : $p<0,001$ ; *
	Fèces souris	32	149,17 ± 1,36		
	Foie souris	35	160,90 ± 2,29		
Largeur maximale	Selles	36	70,10 ± 1,77	$p>0,05$ ns	néant
	Fèces souris	32	75,16 ± 1,13		
	Foie souris	35	71,86 ± 1,36		
$R= LT/l.max$	Selles	36	2,13 ± 0,07	$F=8,282$ $p=0,0005$	Selles/Fèces souris : $p>0,05$ ns Selles/Foie souris : $p>0,05$ ; ns Fèces/Foie : $p<0,001$ ; *
	Fèces souris	32	1,99 ± 0,02		
	Foie souris	35	2,26 ± 0,04		
Longueur éperon	Selles	36	24,95 ± 0,81	$F=12,213$ $p<0,0001$	Selles/Fèces souris : $p>0,05$ ns Selles/Foie souris : $p<0,05$ ; * Fèces/Foie : $p<0,001$ ; *
	Fèces souris	32	27,14 ± 0,76		
	Foie souris	35	22,24 ± 0,47		

#### 4. Analyse interpopulationnelle des deux parasites

4.1. *Œufs des selles* : le tableau 43 récapitule les résultats de l'analyse comparative de mesures des œufs de populations de *S. mansoni* de Kpinnou et de Toho-Todougba récoltés au niveau des selles humaines.

Il n'existe aucune différence significative entre les différents paramètres biométriques des deux populations de parasites étudiées (test t ;  $p > 0,05$  pour les quatre paramètres).

**Tableau 43 :** Etude comparative de la variabilité biométrique interpopulationnelle des œufs de *S. mansoni* de Kpinnou et de Toho-Todougba extraits dans les selles humaines, N : nombre total d'œufs vivants examinés, M : Moyenne, ES : Ecart-Standard, ns : différence non significative, \* : différence significative

Paramètre	Population parasite	N	M ± ES (µm)	Test t	Significativité
Longueur Totale	Kpinnou	37	145,60 ± 1,37	$p > 0,05$	ns
	Toho-Todougba	36	145,3 ± 1,68		
Largeur maximale	Kpinnou	37	68,38 ± 1,26	$p > 0,05$	ns
	Toho-Todougba	36	70,10 ± 1,77		
R= LT/l.max	Kpinnou	37	2,15±0,03	$p > 0,05$	ns
	Toho-Todougba	36	2,13±0,07		
Longueur éperon	Kpinnou	37	24,75 ± 0,59	$p > 0,05$	ns
	Toho-Todougba	36	24,95 ± 0,81		

4.2. *Œufs des fèces de souris* : le tableau 44 récapitule les résultats de l'analyse comparative de mesures des œufs de populations de *S. mansoni* de Kpinnou et de Toho-Todougba récoltés dans les fèces de souris.

Les deux populations de schistosomes sont différentes significativement par les quatre paramètres (test t ;  $p < 0,05$ ). Dans les fèces de souris, les œufs de *S. mansoni* de Kpinnou sont significativement plus longs que ceux de la population de Toho-Todougba ( $t=2,069$  ;  $p=0,0428$ ).

**Tableau 44:** Etude comparative de la variabilité biométrique interpopulationnelle des œufs de *S. mansoni* de Kpinnou et de Toho-Todougba extraits dans les fèces de souris, N : nombre total d'œufs vivants examinés, M : Moyenne, ES : Ecart-Standard, ns : différence non significative, \* : différence significative

Paramètre	Population parasite	N	M ± ES (µm)	Test t	significativité
Longueur Totale	Kpinnou	31	155,57 ± 2,82	$t=2,069$ ; $p=0,0428$	*
	Toho-Todougba	32	149,17 ± 1,36		
Largeur maximale	Kpinnou	31	71,38 ± 1,45	$t=2,068$ ; $p=0,0429$	*
	Toho-Todougba	32	75,16 ± 1,13		
R= LT/l.max	Kpinnou	31	2,19±0,03	$t=5,022$ ; $p<0,0001$	*
	Toho-Todougba	32	1,99±0,02		
Longueur éperon	Kpinnou	31	22,74 ± 0,61	$t=4,484$ ; $p<0,0001$	*
	Toho-Todougba	32	27,14 ± 0,76		

4.3. *Œufs du foie de souris* : le tableaux 45 récapitule les résultats de l'analyse comparative de mesures des œufs de populations de *S. mansoni* de Kpinnou et de Toho-Todougba récolté dans le foie de souris.

Les œufs des deux populations de schistosomes stockés dans le foie des souris présentent des différences significatives tant dans la longueur totale, la largeur maximale, que dans la longueur de l'éperon. Les œufs de *S. mansoni* de Kpinnou sont significativement moins longs que ceux de *S. mansoni* de Toho-Todougba ( $t=3,332$  ;  $p=0,0014$ ). En revanche, ils sont significativement plus larges que ces derniers ( $t=5,492$  ;  $p<0,0001$ ) et leur éperon est également significativement plus développé que ceux de Toho-Todougba ( $t=3,463$  ;  $p=0,0009$ ).

**Tableau 45** : Etude comparative de la variabilité biométrique interpopulationnelle des œufs de *S. mansoni* de Kpinnou et de Toho-Todougba extraits dans le **foie de souris**, N : nombre total d'œufs vivants examinés, M : Moyenne, ES : Ecart-Standard, ns : différence non significative, \* : différence significative

Paramètre	Population parasite	N	M ± ES (µm)	Test t	Significativité
Longueur Totale	Kpinnou	35	151,79±1,54	$t=3,332$ ; $p=0,0014$	*
	Toho-Todougba	35	160,90±2,29		
Largeur maximale	Kpinnou	35	76,38±0,79	$t=2,709$ ; $p=0,0085$	*
	Toho-Todougba	35	71,86±1,36		
R= LT/l.max	Kpinnou	35	2,00±0,03	$t=5,492$ ; $p<0,0001$	*
	Toho-Todougba	35	2,26±0,04		
Longueur éperon	Kpinnou	35	24,99±0,65	$t=3,463$ ; $p=0,0009$	*
	Toho-Todougba	35	22,24±0,47		

### III. Discussion

L'étude morphométrique et biométrique des œufs des deux espèces de schistosomes humaines endémiques du Bénin nous a permis de mettre en évidence l'existence d'un polymorphisme intraspécifique intrapopulationnel et d'un polymorphisme intraspécifique interpopulationnel.

Que ce soit au niveau morphologique ou au niveau biométrique, nos résultats montrent que les variations de forme existent à tous les niveaux pour chaque espèce et chaque population de schistosome considérée. Pour ce qui est de la localisation chez l'hôte définitif, les critères morphologiques ne paraissent pas être indiqués dans les identifications intraspécifiques des œufs. Les différences les plus importantes concernent les valeurs biométriques.

En ce qui concerne les populations de *S. haematobium*, au niveau intrapopulationnel, nos résultats révèlent globalement que les œufs récoltés dans les urines humaines et les fèces sont plus petits que ceux récoltés dans le foie. Ces résultats laissent croire que les œufs qui parviennent à l'extérieur de l'organisme sont ceux qui ont normalement une petite taille et un éperon développé pouvant leur permettre de traverser plus facilement les parois vasculaires et

mésentériques et assurer la transmission du parasite. Les œufs de plus grande taille sont arrêtés par les barrières sélectives vasculaire et mésentérique et sont alors accumulés dans les organes tel que le foie et la rate. De plus, nos résultats ont montré l'existence d'une variabilité biométrique des œufs en fonction de l'hôte vertébré souris ou mériion se traduisant par des œufs de petite taille chez la souris. Ces résultats donnent la preuve de l'existence d'une plasticité phénotypique liée au type de vertébré, comme le prouvent les résultats de Davies & McKerrow (2003). La plasticité phénotypique augmente au parasite, la possibilité et la chance d'infester plusieurs hôtes. Les œufs récoltés dans les urines semblent être plus polymorphes que ceux récoltés dans le foie. Des travaux similaires avaient été réalisés par Touassem (1984, 1987) pour les œufs de *S. bovis*, Pagès (1988), Pagès & Théron (1989) sur les œufs de *S. intercalatum*. Nos résultats sont différents de ceux de Touassem selon qui le polymorphisme de l'œuf augmente dans le sens des localisations « in utero, foie, fèces ». Cet auteur interprète l'accentuation du polymorphisme des œufs dans le foie par rapport aux œufs des urines par l'existence d'une pression sélective facilitant le passage d'une catégorie d'œufs donnée et qui s'oppose au passage des œufs très variables. Les œufs du foie sont soumis aux contraintes des cellules immunitaires. Nos résultats approuvent en partie ceux de Pagès (1988) et Pagès & Théron (1989) sur *S. intercalatum* qui indiquent une augmentation de la taille dans le sens des localisations « in utéro, fèces, foie ». Ces auteurs pensent que la dynamique de développement du miracidium à l'intérieur de la coque de l'œuf peut jouer un rôle important. Pour ces auteurs, plus les œufs sont âgés (cas de la majorité des œufs retenus dans le foie) et plus la taille est importante : inversement, les œufs intra-utérins qui ne contiennent pas de miracidiums développés sont les plus petits et les plus minces. Ces auteurs n'ont cependant pas pu expliquer si l'augmentation de taille observée est le résultat d'une croissance proprement dite (c'est-à-dire avec apport de nouveaux matériaux) ou bien s'il s'agit simplement d'un étirement ou d'une dilatation de la coque de l'œuf. Nous pensons que la variabilité de forme des œufs dans les urines pourrait être interprétée aux déformations liées au franchissement des œufs à travers les barrières. En effet, la paroi veineuse tout comme la paroi vésicale sont dotées de pressions internes propres capables d'induire des déformations aux œufs lors de leur passage à travers les deux parois.

Au niveau interpopulationnel, d'après les résultats de notre étude, la variabilité des œufs est fonction de la population de parasites. Ainsi, dans les urines humaines, les œufs des trois populations de parasites sont sensiblement identiques, confortant l'hypothèse d'un même mécanisme d'évacuation des œufs extérieurs au niveau de l'espèce humaine. En revanche, dans le foie de mériions, nos résultats montrent que les œufs *S. haematobium* de Toho-

Todounga sont plus petits par rapport à ceux de *S. haematobium* de Doh. Cette différence interpopulationnelle des œufs pourrait avoir pour conséquence une différence de pathologie chez les hôtes vertébrés, se traduisant par une forme plus sévère de la pathologie par la population de schistosome du nord (Doh), caractérisée par de plus grands œufs.

En ce qui concerne les deux populations de *S. mansoni*, nos résultats ont également révélé des variations polymorphiques et biométriques en fonction des populations de parasites et de la localisation des œufs. Nos résultats s'allient à ceux de Théron (1986) sur le polymorphisme observé entre les œufs de neuf populations de *S. mansoni* d'origine guadeloupéenne.

Au niveau intrapopulationnel, nos résultats ont montré que dans les selles humaines, les œufs sont plus petits que dans le foie de souris pour les deux populations de *S. mansoni* de Kpinnou et de Toho-Todounga. Les œufs qui parviennent à l'extérieur de l'organisme du vertébré ont donc des tailles plus petites et les éperons plus développés comparativement à ceux qui y restent et s'acculent dans le foie.

Au niveau interpopulationnel, dans les selles humaines, les œufs des deux populations sont sensiblement identiques, ce qui indique le même mécanisme d'évacuation des œufs à l'extérieur de l'organisme. Dans les fèces tout comme dans le foie de la souris, les œufs des deux populations de parasites présentent des différences de polymorphisme et de biométrie. Dans les fèces, les œufs de *S. mansoni* de Kpinnou sont plus longs mais moins larges, donc plus effilés avec un éperon plus développé, que ceux de Toho-Todounga. Dans le foie de souris, ce sont les œufs de Toho-Todounga qui sont plus effilés mais avec un éperon plus petit. Ces résultats montrent que dans la nature, les populations de *S. mansoni* adoptent la même stratégie. En condition expérimentale, la stratégie des schistosomes varie en fonction de la population.

Pour les deux espèces de schistosomes, les œufs qui parviennent à l'extérieur de l'organisme du vertébré pour assurer la continuité de la transmission sont les œufs de petite taille et à grand éperon. Les œufs de grande taille, incapables de franchir les barrières sélectives vasculaire et viscérale ou intestinale ou vésicale, sont accumulés dans le foie ou dans la rate où ils ont un rôle pathologique.

Dans les urines et les selles humaines, les œufs des différentes espèces sont sensiblement identiques traduisant l'uniformité de la stratégie des schistosomes en condition naturelle. En revanche, dans les conditions expérimentales, il existe une variabilité de taille et de forme des œufs. Cette variabilité est fonction de la population de parasite et traduit l'existence de stratégies différentes propres à chaque population de parasite.

*CHAPITRE 2 : ETUDE BIOMETRIQUE DES CERCAIRES DE  
S. MANSONI DE TOHO-TODOUGBA EN  
FONCTION DE LA POPULATION DE  
MOLLUSQUE ET DU SEXE DE  
L'INFESTATION DU PARASITE*

## INTRODUCTION

Dans le cycle de développement des schistosomes, le compartiment cercaire constitue une des deux phases libres nageantes. La cercaire a fait déjà l'objet de plusieurs études. Certaines sont basées sur l'indice cercarien de chétotaxie (Bayssade-Dufour, 1979), d'autres sont axées sur la dynamique de transmission dans les sites et la chronobiologie des émissions cercariennes (Théron, 1982 ; Pagès et Théron, 1989 ; Kéchemir & Théron, 1997), d'autres encore sont axées sur la biométrie des cercaires (Théron, 1984 ; Touassem *et al*, 1992). Ces différentes investigations ont permis de caractériser les différentes espèces et les différentes populations de schistosomes. Nous savons aussi depuis que morphologiquement, la cercaire est composée d'une tête, d'une queue et de deux fourches. Une fois libérée à l'extérieur du mollusque, la cercaire doit rechercher le vertébré approprié. Seul le corps de la cercaire pénètre à l'intérieur du vertébré et devient l'adulte ; la queue et les fourches aident au déplacement. La taille de la queue et des fourches ainsi que celle du corps de la cercaire doivent donner la possibilité à celle-ci de trouver et de pénétrer dans l'hôte vertébré. Nous voulons connaître, dans un premier temps, si des cercaires provenant de plusieurs individus d'une même population de mollusques hôtes intermédiaires montrent des biométries différentes, ceci pour des cercaires mâles et des cercaires femelles. Dans un deuxième temps, nous allons comparer la biométrie des cercaires mâles entre cinq populations de *B. pfeifferi* et la biométrie des cercaires femelles entre cinq populations de *B. pfeifferi*. Dans un troisième temps, nous analyserons la variabilité entre cercaires mâles et cercaires femelles. Le quatrième temps nous permettra d'apprécier la relation possible entre la taille du mollusque émetteur et la taille des cercaires émises. Dans le cinquième temps, nous rechercherons s'il existe une relation entre la taille des cercaires et leur infectivité. Enfin, existe-il une corrélation entre la taille des mollusques et l'infectivité des cercaires émises par ceux-ci ?

### *I. Protocole expérimental*

Les mollusques utilisés sont les mollusques parasités avec un miracidium de *S. mansoni* de Toho-Todougba du chapitre 4 de la sous-partie 1 de cette partie 3 de la thèse. Il s'agit des populations de *B. pfeifferi* de Toho-Todougba, de Parakou et de Kpinnou au Bénin et des populations de *B. pfeifferi* de Arazat et de Siginitti provenant de l'Oman. Chacun des mollusques avait été infesté par un miracidium de *S. mansoni* de Toho-Todougba. Les

populations de cercaires mâles et femelles utilisées proviennent de 18 *B. pfeifferi* de cinq populations différentes. Ces larves ont été préalablement sexées à partir de l'infestation de souris à 120 cercaires issues d'une infestation monomiracidiale à base de *S. mansoni* de Toho-Todougba sur chaque mollusque. Le tableau 46 indique la répartition des différents mollusques parasités utilisés pour la récupération des cercaires.

**Tableau 46** : Répartition des mollusques parasités utilisés en fonction de leur origine et du sexe du parasite

Origine mollusque	Nombre de mollusques total	Nombre de mollusques libérant des cercaires mâles	Nombre de mollusques libérant des cercaires femelles
Toho-Todougba	4	1	3
Parakou	4	3	1
Kpinnou	4	1	3
Arazat	4	2	2
Siginitti	2	1	1
Total	18	8	10

Nous avons donc utilisé 8 populations de cercaires mâles et 10 populations de cercaires femelles. Les cercaires de chaque mollusque sont successivement prélevées, fixées à l'alcool 70° chaud, colorées, montées entre lame et lamelle puis examinées au microscope. Notre protocole est composé de la numérisation, du stockage de photos et de la prise de mensurations d'une trentaine de cercaires provenant d'un même mollusque. Cinq mesures (en µm) sont prises par cercaire à savoir : la longueur du corps (LT), la largeur maximale du corps (l.max), la longueur de la queue (LQ), la largeur maximale de la queue (l.Q) et la longueur moyenne des deux fourches (LF). Le traitement des données de mensuration sera réalisé en quatre temps.

Pour apprécier la relation possible entre la taille du mollusque émetteur et la taille des cercaires émises, les mesures du diamètre des mollusques ont été relevées. Chaque mollusque émetteur a été donc mesuré à l'aide de pied à coulisse en début d'expérience concomitamment avec la récupération des cercaires.

Afin d'analyser les rapports entre les clones de cercaires mâles et femelles provenant des populations différentes de mollusques, une souris femelle a été exposée à 120 cercaires issues d'un même clone ; soit 18 souris pour 18 mollusques parasités chacun par un miracidium de *S. mansoni* de Toho-Todougba. Les souris infestées sont perfusées 8 semaines plus tard et les vers sont sexés puis dénombrés. L'infectivité calculée est le nombre en pourcentage de vers dénombrés sur le nombre de cercaires proposées.

## II. Résultats

Les résultats des différentes données biométriques obtenues sont récapitulés dans le tableau 47. Il existe des variations biométriques entre cercaires provenant de différents mollusques d'une même population, entre cercaires provenant de différents mollusques appartenant à différentes populations et entre cercaires mâles et femelles pour chacun des cinq paramètres étudiés.

**Tableau 47** : Données biométriques des mollusques et cercaires. Nm : nombre de mollusques considérés, M : moyenne des différentes mesures prises au niveau des cercaires, ES : écart-standard des moyennes, Nc : nombre de cercaires considérées, LT : longueur du corps, l.max : largeur maximale du corps, LQ : longueur de la queue, IQ : largeur de la queue, LF : longueur moyenne des deux fourches

Mesures	Population mollusques	Mollusques					Cercaires mâles					Mollusques					Cercaires femelles																								
		Nm	Taille (mm)	M (µm)	ES	Nc	Nm	Taille (mm)	M (µm)	ES	Nc	Nm	Taille (mm)	M (µm)	ES	Nc	Nm	Taille (mm)	M (µm)	ES	Nc																				
LT	Toho	1	7,40	139,16	0,56	40	3	8,10	128,36	0,59	35	3	8,20	146,95	0,78	49	3	8,50	129,95	1,15	30	1	7,90	126,66	0,66	50															
		Parakou	3	8,80	140,61	0,64	58	1	7,90	126,66	0,66	50	3	8,30	131,58	0,55	58	2	8,70	147,51	0,89	32	1	7,80	132,61	0,56	55														
			7,20	135,46	0,78	53	7,20							124,95	0,61	55	8,90		131,82	0,47	57																				
	7,00		130,90	1,04	30	7,90	133,61							0,57	58	8,90	131,82		0,47	57																					
	Kpinnou	1	7,30	132,21	0,72	55	3	8,30	131,58	0,55	58	2	8,70	147,51	0,89	32	1	7,80	132,61	0,56	55	3	8,10	44,46	0,36	35															
		Arazat	2	9,00	135,30	0,55																					53	8,20	44,80	0,29	49	1	7,90	43,20	0,32	50	3	8,30	43,15	0,22	58
			8,20	135,94	0,64	55																					7,20														
	9,20		133,80	0,59	45	8,30	43,15	0,22	58																																
	Siginitti	1	9,20	133,80	0,59					45	2	8,70	46,49	0,38	32	1	7,80	45,39	0,25	55	2	8,70	46,49	0,38	32																
		Toho	1	7,40	46,48					0,31																40	8,90	42,88	0,25	57	1	7,80	45,39	0,25	55	3	8,10	188,80	1,22	35	
			Parakou	3	8,80	45,13	0,31	58	8,20	44,80																0,29															49
	7,20			45,84	0,48	53	8,50	188,21			1,33	30																													
	7,00	47,54		0,42	30	1							7,90	180,91	1,20	50																									
	Kpinnou	1	7,30	43,79	0,27				55	3							8,30	194,71	0,88	58	2	8,70	46,49	0,38	32	1	7,80	45,39	0,25	55											
		Arazat	2	9,00	43,26		0,26	53	7,20		183,30	0,90																			55	3	7,90	202,49	0,85	58					
8,20			43,33	0,24	55	7,90	202,49	0,85					58																												
9,20	45,09		0,32	45																																					
LQ	Toho	1	7,40	191,16	1,01				40	3	8,10	188,80		1,22	35	1	7,90	180,91	1,20	50	3	8,30	194,71	0,88	58																
		Parakou	3	8,80	196,26	0,73	58	7,20	183,30				0,90													55	3	7,90	202,49	0,85	58										
			7,20	217,13	1,05	53	7,90																									202,49	0,85	58							
	7,00		198,08	1,71	30																																				
	Kpinnou	1	7,30	201,38	1,05	55		7,90	202,49	0,85	58																														



**Tableau 48** : Analyse comparative de la variabilité de la biométrie des cercaires mâles de *S. mansoni* de Toho-Todougba au niveau des mollusques d'une même population. M : moyenne des différentes mesures prises au niveau des cercaires, ES : écart-standard des moyennes, Nc : nombre de cercaires considérées, LT : longueur du corps, l. max : largeur maximale du corps, LQ : longueur de la queue, l.Q : largeur maximale de la queue, LF : longueur moyenne des deux fourches, ns : différence non significative, (\*) : différence significative,  $p < 0,05$

Paramètre de mesure	Population de mollusques	de	Nombre de mollusques	M ( $\mu\text{m}$ ) $\pm$ ES	Nc	Anova ou test t (valeur de F ou de t si $p < 0,05$ )	Significativité
LT	Parakou	3		$140,61 \pm 0,64$	58	F=35,174	*
				$135,46 \pm 0,78$	53	$p < 0,0001$	
				$130,90 \pm 1,04$	30		
	Arazat	2		$135,30 \pm 0,55$	53	$p > 0,05$	ns
				$135,94 \pm 0,64$	55		
l. max	Parakou	3		$45,13 \pm 0,31$	58	F=7,425	*
				$45,84 \pm 0,48$	53	$p = 0,0009$	
				$47,54 \pm 0,42$	30		
	Arazat	2		$43,26 \pm 0,26$	53	$p > 0,05$	ns
				$43,33 \pm 0,24$	55		
LQ	Parakou	3		$196,26 \pm 0,73$	58	F=131,43	*
				$217,13 \pm 1,05$	53	$P < 0,0001$	
				$198,08 \pm 1,71$	30		
	Arazat	2		$184,43 \pm 0,96$	53	t=4,604	*
				$192,84 \pm 1,55$	55	$p < 0,0001$	
lQ	Parakou	3		$29,08 \pm 0,21$	58	F=13,365	*
				$30,36 \pm 0,42$	53	$p < 0,0001$	
				$27,70 \pm 0,33$	30		
	Arazat	2		$26,24 \pm 0,19$	53	$p > 0,05$	ns
				$25,79 \pm 0,20$	55		
LF	Parakou	3		$70,42 \pm 0,52$	58	F=5,880	*
				$70,22 \pm 0,67$	53	$p < 0,0035$	
				$67,01 \pm 1,07$	30		
	Arazat	2		$64,12 \pm 0,69$	53	t=8,284	*
				$72,02 \pm 0,68$	55	$p < 0,0001$	

Le tableau 49 rend compte de la variabilité biométrique des cercaires femelles au niveau des individus d'une même population de mollusque hôte. Les cercaires femelles échantillonnées proviennent de trois mollusques parasités de Toho-Todougba, de trois mollusques de Kpinnou et de deux mollusques de Arazat. Les tests statistiques réalisés sur les cercaires produites par les différents mollusques d'une même population montrent que les mensurations des cercaires femelles varient significativement d'un mollusque à un autre au niveau de presque tous les paramètres mesurés (test Anova ou test t ;  $p > 0,05$ ), (excepté la l. max des cercaires produites par les trois mollusques de Toho-Todougba).

**Tableau 49** : Analyse comparative de la variabilité de la biométrie des cercaires femelles de *S. mansoni* de Toho-Todougba au niveau des mollusques d'une même population. M : moyenne des différentes mesures prises au niveau des cercaires, ES : écart-standard des moyennes, Nc : nombre de cercaires considérées, LT : longueur du corps, l. max : largeur maximale du corps, LQ : longueur de la queue, l.Q : largeur maximale de la queue, LF : longueur moyenne des deux fourches, ns : différence non significative, (\*): différence significative,  $p < 0,05$

Paramètre de mesure	Population de mollusques	de	Nombre de mollusques	M ( $\mu\text{m}$ ) $\pm$ ES	Nc	Anova ou test t (valeur de F ou de t si $p < 0,05$ )	Significativité
LT	Toho-Todougba	3		128,36 $\pm$ 0,59	35	F=170,41 $p < 0,0001$	*
				146,95 $\pm$ 0,78	49		
				129,95 $\pm$ 1,15	30		
	Kpinnou	3		131,58 $\pm$ 0,55	58	F=61,868 $p < 0,0001$	*
				124,95 $\pm$ 0,61	55		
				133,61 $\pm$ 0,57	58		
	Arazat	2		147,51 $\pm$ 0,89	32	t=17,242 $p < 0,0001$	*
				131,82 $\pm$ 0,47	57		
	l. max	Toho-Todougba	3		44,46 $\pm$ 0,36	35	$p > 0,05$
				44,80 $\pm$ 0,29	49		
				45,99 $\pm$ 0,78	30		
Kpinnou		3		43,15 $\pm$ 0,22	58	F=5,494 $p = 0,0049$	*
				43,24 $\pm$ 0,21	55		
				44,12 $\pm$ 0,26	58		
Arazat		2		46,49 $\pm$ 0,38	32	t=8,317 $p < 0,0001$	*
				42,88 $\pm$ 0,25	57		
LQ		Toho-Todougba	3		188,80 $\pm$ 1,22	35	F=43,969 $P < 0,0001$
				202,05 $\pm$ 1,19	49		
				188,21 $\pm$ 1,33	30		
	Kpinnou	3		194,71 $\pm$ 0,88	58	F=121,81 $P < 0,0001$	*
				183,30 $\pm$ 0,90	55		
				202,49 $\pm$ 0,85	58		
	Arazat	2		206,63 $\pm$ 1,45	32	t=8,094 $p < 0,0001$	*
				195,00 $\pm$ 0,73	57		
	lQ	Toho-Todougba	3		27,27 $\pm$ 0,32	35	F=3,514 $p = 0,0331$
				28,27 $\pm$ 0,21	49		
				28,01 $\pm$ 0,37	30		
Kpinnou		3		24,15 $\pm$ 0,19	58	F=9,917 $p < 0,0001$	*
				24,53 $\pm$ 0,19	55		
				25,27 $\pm$ 0,17	58		
Arazat		2		29,93 $\pm$ 0,26	32	t=16,176 $p < 0,0001$	*
				24,92 $\pm$ 0,18	57		
LF		Toho-Todougba	3		63,21 $\pm$ 0,53	35	F=33,851 $P < 0,0001$
				70,96 $\pm$ 0,80	49		
				63,88 $\pm$ 0,95	30		
	Kpinnou	3		63,88 $\pm$ 0,63	58	F=13,219 $p < 0,0001$	*
				67,47 $\pm$ 0,56	55		
				67,37 $\pm$ 0,50	58		
	Arazat	2		72,95 $\pm$ 0,97	32	t=9,324 $p < 0,0001$	*
				64,13 $\pm$ 0,47	57		

## *2. Variations biométriques entre cercaires provenant de différents mollusques appartenant à différentes populations*

Le tableau 50 représente les résultats des analyses statistiques de la variabilité biométrique des cercaires mâles au niveau des cinq populations de mollusques hôtes. Dans les cas où l'échantillonnage provient de deux ou trois mollusques d'une même population, notre analyse est faite sur la moyenne arithmétique de l'ensemble des cercaires de ces populations. Seuls les tests de comparaisons multiples signalant des différences significatives sont mentionnés. Les tests statistiques des populations de cercaires issues des cinq populations de mollusques montrent des différences significatives dans l'ensemble des paramètres (Test Anova ;  $p < 0,05$ ). Les tests Post-hocs de comparaisons multiples indiquent des variations significatives des paramètres entre eux ( $p < 0,05$ ). En considérant par exemple la longueur du corps de ces cercaires mâles, les tests indiquent que les cercaires émises par les mollusques T, P et S ont sensiblement les mêmes longueurs ( $p > 0,05$ ), mais ces cercaires sont significativement plus allongées que celles émises par les mollusques K et S ( $p < 0,05$ ). Au niveau de la largeur, les cercaires produites par les mollusques T, P et S sont sensiblement identiques ( $p > 0,05$ ) mais sont plus larges que les cercaires libérées par les mollusques K et S ( $p < 0,05$ ). Au niveau de la longueur de la queue, se sont les cercaires provenant des mollusques P, K (queues sensiblement identiques ( $p > 0,05$ )) qui ont les queues significativement plus longues que celles de T, A et S ( $p < 0,05$ ). Les cercaires des mollusques T et S ont une queue peu différente ( $p > 0,05$ ) qui plus petite que celle des cercaires produites par les trois autres population de mollusques. La longueur des fourches est moins variable. Les tests de comparaisons multiples montrent que les cercaires émises par les mollusques P, K, A et S sont sensiblement identiques par la longueur de leurs fourches ( $p > 0,05$ ). Mais les fourches des cercaires libérées par les mollusques T ont une longueur significativement plus grande que celles libérées par les mollusques A ( $p < 0,05$ ).

Le tableau 51 représente les résultats des analyses statistiques de la variabilité biométrique des cercaires femelles au niveau des cinq populations de mollusques hôtes. Dans les cas où l'échantillonnage provient de deux ou trois mollusques d'une même population, notre analyse est faite sur la moyenne arithmétique des populations de cercaires. Seuls les tests de comparaisons multiples signalant des différences significatives sont mentionnés.

**Tableau 50** : Variations biométriques entre cercaires mâles de *S. mansoni* de Toho-Todougba provenant de différents mollusques appartenant à différentes populations. M : moyenne des différentes mesures prises au niveau des cercaires, ES : écart-standard des moyennes, Nc : nombre de cercaires considérées, LT : longueur du corps, l. max : largeur maximale du corps, LQ : longueur de la queue, l.Q : largeur maximale de la queue, LF : longueur moyenne des deux fourches. Origine des populations de mollusques : T : Toho-Todougba, P : Parakou, K : Kpinnou, A : Arazat et S : Siginitti, ns : différence non significative, (\*) : différence significative,  $p < 0,05$

Paramètre mesuré	Population de mollusques	Nm	M ( $\mu\text{m}$ ) $\pm$ ES	Nc	Test Anova	Post-hocs
LT	T	1	139,16 $\pm$ 0,56	40	F=12,999 $p < 0,0001$	T / K : $p < 0,001$ ; T / S : $p < 0,01$ ; P / K : $p < 0,001$ ; P / S : $p < 0,001$ ; K / A : $p < 0,001$
	P	3	136,61 $\pm$ 0,55	141		
	K	1	132,21 $\pm$ 0,72	55		
	A	2	135,63 $\pm$ 0,42	108		
	S	1	133,80 $\pm$ 0,59	45		
l. max	T	1	46,48 $\pm$ 0,31	40	F=26,906 $p < 0,0001$	T / K : $p < 0,001$ ; T / A : $p < 0,001$ ; P / K : $p < 0,001$ ; P / A : $p < 0,001$ ; K / S : $p < 0,001$ ; A / S : $p < 0,001$
	P	3	45,91 $\pm$ 0,25	141		
	K	1	43,79 $\pm$ 0,27	55		
	A	2	43,30 $\pm$ 0,80	108		
	S	1	45,09 $\pm$ 0,32	45		
LQ	T	1	191,16 $\pm$ 1,01	40	F=42,470 $p < 0,0001$	T / P : $p < 0,001$ ; T / K : $p < 0,001$ ; T / S : $p < 0,05$ ; P / A : $p < 0,001$ ; P / S : $p < 0,001$ ; K / A : $p < 0,001$ ; A / S : $p < 0,001$
	P	3	204,93 $\pm$ 1,03	141		
	K	1	201,38 $\pm$ 1,05	55		
	A	2	188,65 $\pm$ 1,01	108		
	S	1	197,55 $\pm$ 1,22	45		
lQ	T	1	29,28 $\pm$ 0,28	40	F=68,250 $p < 0,0001$	T / K : $p < 0,001$ ; T / A : $p < 0,001$ ; T / S : $p < 0,001$ ; P / K : $p < 0,001$ ; P / A : $p < 0,001$ ; P / S : $p < 0,001$
	P	3	29,25 $\pm$ 0,22	141		
	K	1	26,69 $\pm$ 0,18	55		
	A	2	26,01 $\pm$ 0,14	108		
	S	1	25,64 $\pm$ 0,25	45		
LF	T	1	71,10 $\pm$ 0,50	40	F=2,997 $p < 0,0001$	T / A : $p < 0,05$
	P	3	69,62 $\pm$ 0,46	141		
	K	1	69,52 $\pm$ 0,49	55		
	A	2	68,13 $\pm$ 0,62	108		
	S	1	69,70 $\pm$ 0,65	45		

Les tests statistiques des populations de cercaires issues des cinq populations de mollusques montrent des différences significatives dans l'ensemble des paramètres (Test Anova ;  $p < 0,05$ ). Les tests Post-hocs de comparaisons multiples indiquent des variations significatives des paramètres entre eux ( $p < 0,05$ ). Au niveau de la longueur du corps, les tests indiquent que les cercaires émises par les mollusques T et A ont sensiblement les même longueurs ( $p > 0,05$ ), mais ces cercaires sont significativement plus allongées que celles émises par les mollusques P, K et S ( $p < 0,05$ ). Sur la largeur, les cercaires produites par les mollusques T et S sont sensiblement identiques ( $p > 0,05$ ) mais sont plus larges que les cercaires libérées par les mollusques P, K et A ( $p < 0,05$ ). Au niveau de la longueur de la

queue, se sont les cercaires provenant des mollusques A qui ont les queues significativement plus longues que celles provenant de T, P, K et S ( $p < 0,05$ ). Les cercaires libérées par les mollusques T, K et S ont des queues sensiblement égales entre elles ( $p > 0,05$ ) mais qui sont plus petites que celles des cercaires produites par la population de mollusques A ( $p < 0,05$ ) et plus grandes que la queue des cercaires produites par le mollusque P. La longueur des fourches est moins variable. Les tests de comparaisons multiples montrent que les cercaires émises par les mollusques T, K et S sont sensiblement identiques par la longueur de leurs fourches ( $p > 0,05$ ). Les plus longues fourches sont observées sur les cercaires libérées par les mollusques A ( $p < 0,05$ ) et les plus petites fourches sont observées sur les cercaires libérées par les mollusques P ( $p < 0,05$ ).

**Tableau 51** : Variations biométriques entre cercaires femelles de *S. mansoni* de Toho-Todougba provenant de différents mollusques appartenant à différentes populations. M : moyenne des différentes mesures prises au niveau des cercaires, ES : écart-standard des moyennes, Nc : nombre de cercaires considérées, LT : longueur du corps, l. max : largeur maximale du corps, LQ : longueur de la queue, l.Q : largeur maximale de la queue, LF : longueur moyenne des deux fourches. Origine des populations de mollusques : T : Toho-Todougba, P : Parakou, K : Kpinnou, A : Arazat et S : Siginitti, ns : différence non significative, (\*) : différence significative,  $p < 0,05$

Paramètre mesuré	Population de mollusques	Nm	M ( $\mu\text{m}$ ) $\pm$ ES	Nc	Test Anova	Post-hocs de Tukey-Kramer
LT	T	3	136,72 $\pm$ 0,97	114	F=31,066 $p < 0,0001$	T / P : $p < 0,001$ ; T / K : $p < 0,001$ ; T / S : $p < 0,01$ ; P / K : $p < 0,05$ ; P / A : $p < 0,001$ ; P / S : $p < 0,001$ ; K / A : $p < 0,001$ ; A / S : $p < 0,01$
	P	1	126,66 $\pm$ 0,66	50		
	K	3	130,14 $\pm$ 0,43	171		
	A	2	137,46 $\pm$ 0,92	89		
	S	1	132,61 $\pm$ 0,56	55		
l. max	T	3	45,01 $\pm$ 0,27	114	F=13,646 $p < 0,0001$	T / P : $p < 0,001$ ; T / K : $p < 0,001$ ; P / S : $p < 0,001$ ; K / S : $p < 0,001$ ; A / S : $p < 0,05$
	P	1	43,20 $\pm$ 0,32	50		
	K	3	43,51 $\pm$ 0,14	171		
	A	2	44,18 $\pm$ 0,28	89		
	S	1	45,39 $\pm$ 0,25	55		
LQ	T	3	194,34 $\pm$ 0,95	114	F=31,870 $p < 0,0001$	T / P : $p < 0,001$ ; T / A : $p < 0,001$ ; P / K : $p < 0,001$ ; P / A : $p < 0,001$ ; P / S : $p < 0,001$ ; K / A : $p < 0,001$ ; A / S : $p < 0,001$
	P	1	180,91 $\pm$ 1,20	50		
	K	3	193,63 $\pm$ 0,77	171		
	A	2	199,06 $\pm$ 0,91	89		
	S	1	191,75 $\pm$ 0,79	55		
lQ	T	3	27,90 $\pm$ 0,17	114	F=66,724 $p < 0,0001$	T / P : $p < 0,001$ ; T / K : $p < 0,001$ ; T / A : $p < 0,001$ ; T / S : $p < 0,001$ ; P / A : $p < 0,001$ ; P / S : $p < 0,001$ ; K / A : $p < 0,001$ ; A / S : $p < 0,001$
	P	1	24,68 $\pm$ 0,23	50		
	K	3	24,63 $\pm$ 0,11	171		
	A	2	26,68 $\pm$ 0,30	89		
	S	1	24,91 $\pm$ 0,18	55		
LF	T	3	66,72 $\pm$ 0,57	114	F=9,801 $p < 0,0001$	T / P : $p < 0,001$ ; P / K : $p < 0,001$ ; P / A : $p < 0,001$ ; P / S : $p < 0,001$
	P	1	62,03 $\pm$ 0,57	50		
	K	3	66,22 $\pm$ 0,43	171		
	A	2	67,34 $\pm$ 0,65	89		
	S	1	66,04 $\pm$ 0,42	55		

### 3. Variabilité biométrique intersexe des cercaires

Les résultats des analyses biométriques des cercaires mâles et femelles sont résumés dans le tableau 52.

Les analyses statistiques montrent que les cercaires mâles et les cercaires femelles produites par le mollusque sympatrique de Toho-Todougba sont sensiblement identiques au niveau de la longueur du corps et de la longueur de la queue ( $p > 0,05$  à chaque niveau). Les deux types de cercaires mâles et femelles sont différentes significativement sur les autres paramètres ( $p < 0,05$ ), se traduisant par une plus grande largeur du corps, longueur de la queue et longueur des fourches des cercaires mâles sur des cercaires femelles.

Au niveau des mollusques allopatriques de Parakou, les deux types de cercaires présentent des différences significatives sur les cinq paramètres étudiés : LT, l.max ; LQ, IQ et LF ( $p < 0,01$ ). Sur tous les paramètres, la différence se traduit par une plus grande taille des cercaires mâles par rapport aux cercaires femelles.

Les deux types de cercaires produites par les mollusques allopatriques de Kpinnou présentent seulement une similarité dans la largeur du corps ( $p > 0,05$ ). Au niveau des quatre autres paramètres, les cercaires mâles présentent des mesures significativement plus grandes que les cercaires femelles (test t ;  $p < 0,01$  pour LT, LQ, IQ et LF).

Les cercaires mâles et femelles émises par les mollusques allopatriques de Arazat sont sensiblement identiques par la longueur du corps, la largeur de la queue et la longueur des fourches ( $p > 0,05$ ). Au niveau de la largeur du corps et de la longueur de la queue, l'analyse statistique de nos résultats montre que les cercaires femelles présentent des mesures plus grandes que les cercaires mâles (test t ;  $p < 0,05$ ).

Les deux types de cercaires produites par les mollusques allopatriques de Siginitti présentent des ressemblances de longueur et largeur du corps ainsi que de la longueur des fourches ( $p > 0,05$  à chaque niveau). Les cercaires mâles présentent des queues significativement plus longues et plus larges que les cercaires femelles (test t ;  $p < 0,05$ ).

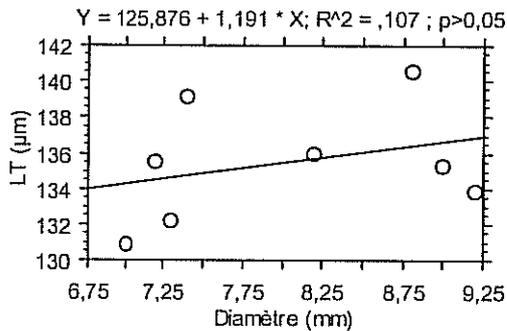
**Tableau 52** : Analyse biométrique des cercaires en fonction du sexe du parasite, M : moyenne des différentes mesures prises au niveau des cercaires, ES : écart-standard, ns : différence non significative, (\*) : différence significative,  $p < 0,05$

Mollusque	Paramètre	Sexe	M ( $\mu\text{m}$ ) $\pm$ ES	Nombre de cercaires	Test t	Significativité
Toho-Todougba	Longueur du corps	mâle	139,16 $\pm$ 0,56	40	$p > 0,05$	ns
		Femelle	136,72 $\pm$ 0,97	114		
	Largeur maximale	mâle	46,48 $\pm$ 0,31	40	$t = 3,069$ $p = 0,0025$	*
		Femelle	45,01 $\pm$ 0,27	114		
	Longueur queue	mâle	191,16 $\pm$ 1,01	40	$p > 0,05$	ns
		Femelle	194,34 $\pm$ 0,95	114		
Largeur queue	mâle	29,28 $\pm$ 0,28	40	$t = 4,296$ $p < 0,0001$	*	
	Femelle	27,90 $\pm$ 0,17	114			
Longueur fourches	mâle	71,10 $\pm$ 0,50	40	$t = 4,391$ $p < 0,0001$	*	
	Femelle	66,72 $\pm$ 0,57	114			
Parakou	Longueur du corps	mâle	136,61 $\pm$ 0,55	141	$t = 10,005$ $p < 0,0001$	*
		Femelle	126,66 $\pm$ 0,66	50		
	Largeur maximale	mâle	45,91 $\pm$ 0,25	141	$t = 5,995$ $p < 0,0001$	*
		Femelle	43,20 $\pm$ 0,32	50		
	Longueur queue	mâle	204,93 $\pm$ 1,03	141	$t = 12,641$ $p < 0,0001$	*
		Femelle	180,91 $\pm$ 1,20	50		
Largeur queue	mâle	29,25 $\pm$ 0,22	141	$t = 12,233$ $p < 0,0001$	*	
	Femelle	24,68 $\pm$ 0,23	50			
Longueur fourches	mâle	69,62 $\pm$ 0,46	141	$t = 9,882$ $p < 0,0001$	*	
	Femelle	62,03 $\pm$ 0,57	50			
Kpinnou	Longueur du corps	mâle	132,21 $\pm$ 0,72	55	$t = 2,515$ $p = 0,0126$	*
		Femelle	130,14 $\pm$ 0,43	171		
	Largeur maximale	mâle	43,79 $\pm$ 0,27	55	$p > 0,05$	ns
		Femelle	43,51 $\pm$ 0,14	171		
	Longueur queue	mâle	201,38 $\pm$ 1,05	55	$t = 5,139$ $p < 0,0001$	*
		Femelle	193,63 $\pm$ 0,77	171		
Largeur queue	mâle	26,69 $\pm$ 0,18	55	$t = 9,337$ $p < 0,0001$	*	
	Femelle	24,63 $\pm$ 0,11	171			
Longueur fourches	mâle	69,52 $\pm$ 0,49	55	$t = 4,904$ $p < 0,0001$	*	
	Femelle	66,22 $\pm$ 0,43	171			
Arazat	Longueur du corps	mâle	135,63 $\pm$ 0,42	108	$p > 0,05$	ns
		Femelle	137,46 $\pm$ 0,92	89		
	Largeur maximale	mâle	43,30 $\pm$ 0,80	108	$t = 2,789$ $p = 0,0058$	*
		Femelle	44,18 $\pm$ 0,28	89		
	Longueur queue	mâle	188,65 $\pm$ 1,01	108	$t = 7,631$ $p < 0,0001$	*
		Femelle	199,06 $\pm$ 0,91	89		
Largeur queue	mâle	26,01 $\pm$ 0,14	108	$p > 0,05$	ns	
	Femelle	26,68 $\pm$ 0,30	89			
Longueur fourches	mâle	68,13 $\pm$ 0,62	108	$p > 0,05$	ns	
	Femelle	67,34 $\pm$ 0,65	89			
Siginitti	Longueur du corps	mâle	133,80 $\pm$ 0,59	45	$p > 0,05$	ns
		Femelle	132,61 $\pm$ 0,56	55		
	Largeur maximale	mâle	45,09 $\pm$ 0,32	45	$p > 0,05$	ns
		Femelle	45,39 $\pm$ 0,25	55		
	Longueur queue	mâle	197,55 $\pm$ 1,22	45	$t = 4,162$ $p < 0,0001$	*
		Femelle	191,75 $\pm$ 0,79	55		
Largeur queue	mâle	25,64 $\pm$ 0,25	45	$t = 2,446$ $p < 0,0162$	*	
	Femelle	24,91 $\pm$ 0,18	55			
Longueur fourches	mâle	69,70 $\pm$ 0,65	45	$p > 0,05$	ns	
	Femelle	66,04 $\pm$ 0,42	55			

#### 4. Relation taille mollusque hôte / taille des cercaires

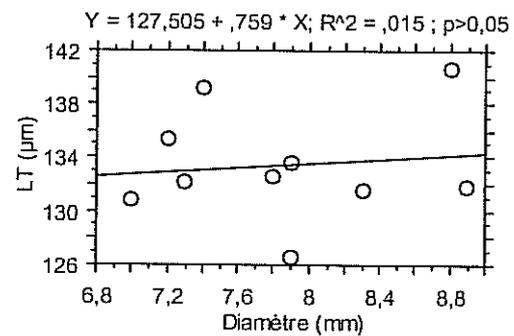
Les relations entre le diamètre des mollusques et la mesure des cercaires est représentée par les figures 85, 87, 89, 91 et 93 pour les cercaires mâles et les figures 86, 88, 90, 92 et 94 pour les cercaires femelles. Les courbes de régression linéaire indiquent qu'il n'existe pas de relation entre la taille des mollusques et les différentes mensurations de cercaires mâles et des cercaires femelles ( $p < 0,05$ ).

Relation Diamètre / taille cercaires mâles

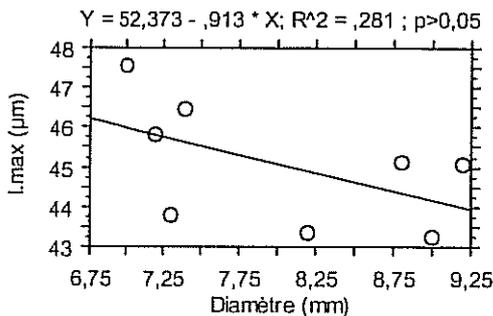


**Figure 85 :** Relation entre diamètre des mollusques et longueur du corps des cercaires mâles

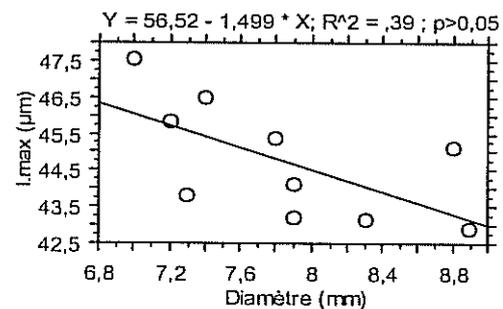
Relation Diamètre / taille cercaires femelles



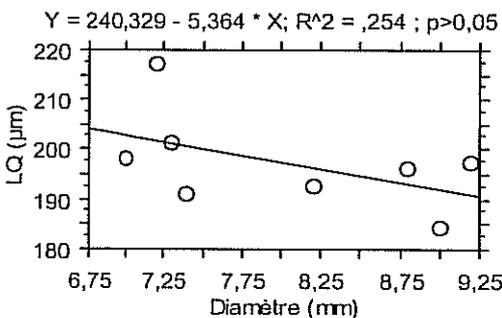
**Figure 86 :** Relation entre diamètre des mollusques et longueur du corps des cercaires femelles



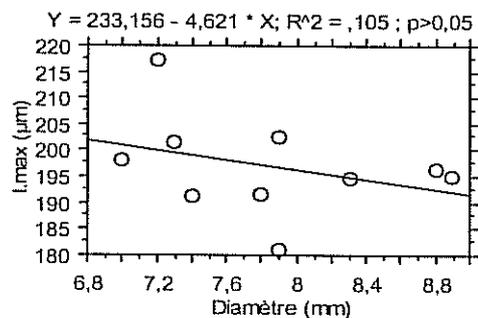
**Figure 87 :** Relation entre diamètre des mollusques et largeur maximale du corps des cercaires mâles



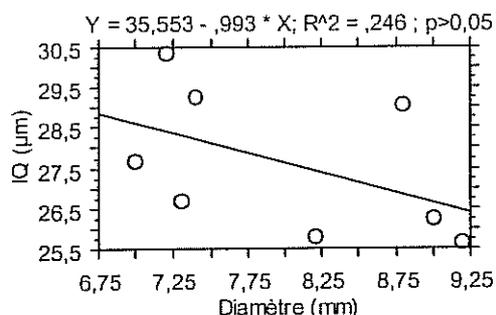
**Figure 88 :** Relation entre diamètre des mollusques et largeur maximale du corps des cercaires femelles



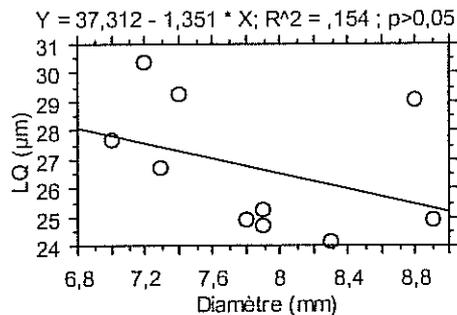
**Figure 89 :** Relation entre diamètre des mollusques et longueur de la queue des cercaires mâles



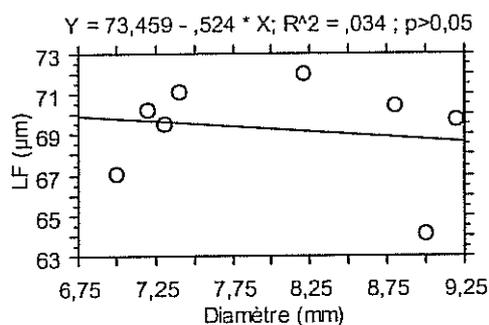
**Figure 90 :** Relation entre diamètre des mollusques et longueur de la queue des cercaires femelles



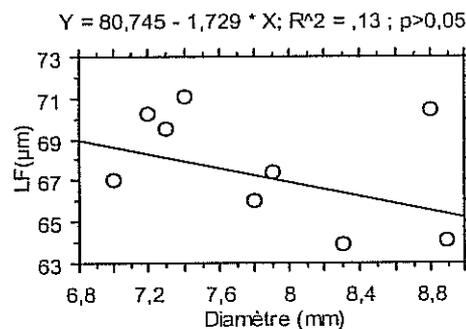
**Figure 91** : Relation entre diamètre des mollusques et largeur de la queue des cercaires mâles



**Figure 92** : Relation entre diamètre des mollusques et largeur de la queue des cercaires femelles



**Figure 93** : Relation entre diamètre des mollusques et longueur des fourches des cercaires mâles



**Figure 94** : Relation entre diamètre des mollusques et longueur des fourches des cercaires femelles

### 5. Relation taille cercaire / infectivité

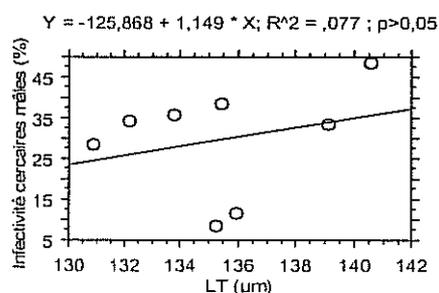
Le tableau 53 représente les résultats de l'infectivité des cercaires chez des souris femelles OF1. L'infectivité des cercaires mâles est obtenue sur les vers récoltés dans 8 souris et l'infectivité des cercaires femelles est obtenue sur 8 des 9 souris (une souris étant morte durant la période patente du parasite). Les cercaires mâles ont une infectivité de 29,79% contre 32,07% pour les cercaires femelles. La comparaison statistique de l'infectivité des cercaires mâles et celle des cercaires femelles ne montre aucune différence significative (test U ;  $p > 0,05$ ).

**Tableau 53 : Infectivité des cercaires de *S. mansoni* de Toho-Todougba issues de différentes populations de mollusques, ES : écart-standard**

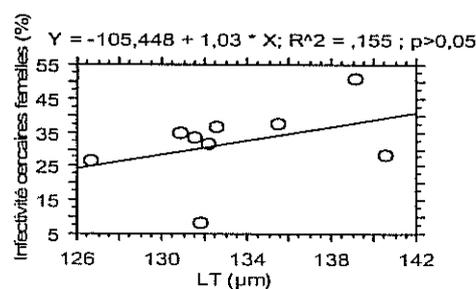
	Population mollusques	Nombre de clone de cercaires	Nombre de schistosome (infectivité en %)	Moyenne infectivité des cercaires (%) ± ES
120 Cercaires mâles/souris	T	1	40 (33,33)	29,79 ± 5,10
	P	3	58 (48,33)	
			46 (38,33)	
			34 (28,33)	
	K	1	41 (34,17)	
	A	2	10 (8,33)	
14 (11,67)				
S	1	43 (35,83)		
120 Cercaires femelles/souris	T	2	61 (50,83)	32,07 ± 3,99
	P	1	34 (28,33)	
			45 (37,50)	
			42 (35,00)	
	K	3	32 (26,67)	
			38 (31,67)	
A	2	40 (33,33)		
		10 (8,33)		
S	1	44 (36,67)		
Bilan		17	37,18	30,98 ± 3,01

Les figures 95, 97, 99, 101 et 103 représentent respectivement les courbes de régression linéaire entre les différentes mesures de cercaires mâles (LT, l.max, LQ, IQ et LF) et leur infectivité. Il n'existe pas de corrélation entre la taille et infectivité des cercaires mâles de *S. mansoni* de Toho-Todougba ( $p > 0,05$ ).

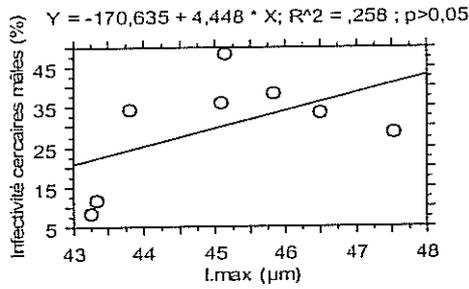
Les relations entre les tailles des cercaires femelles (LT, l.max, LQ, IQ et LF) et leur infectivité sont représentées par les courbes de corrélation des figures 96, 98, 100, 102 et 104. Il n'existe pas de corrélation entre la taille et infectivité des cercaires femelles de *S. mansoni* de Toho-Todougba ( $p > 0,05$ ).



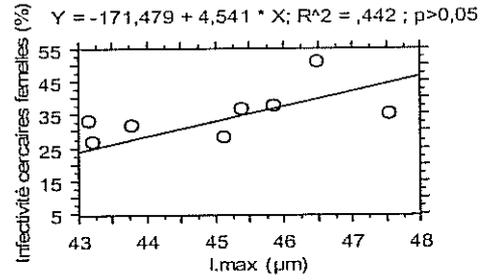
**Figure 95 : Relation entre la longueur totale (LT) du corps des cercaires mâles et leur infectivité**



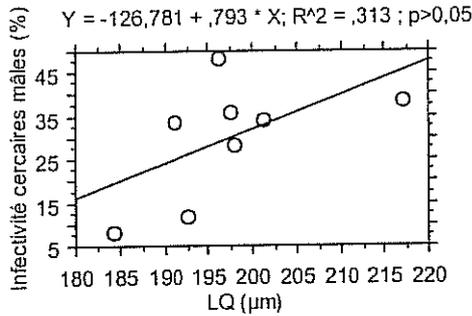
**Figure 96 : Relation entre la longueur totale (LT) du corps des cercaires femelles et leur infectivité**



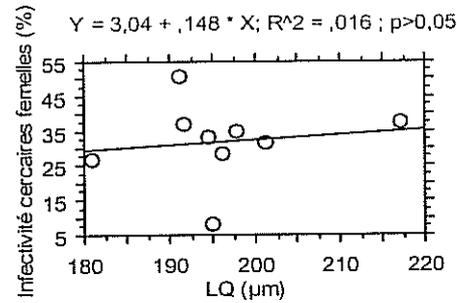
**Figure 97 :** Relation entre la largeur maximale du corps (l.max) des cercaires mâles et leur infectivité



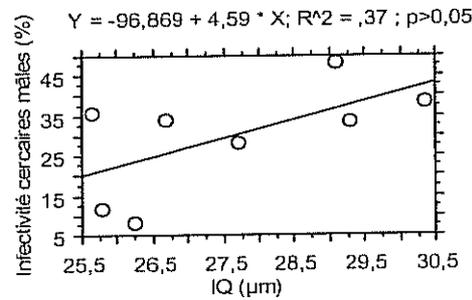
**Figure 98 :** Relation entre la largeur maximale du corps (l.max) des cercaires femelles et leur infectivité



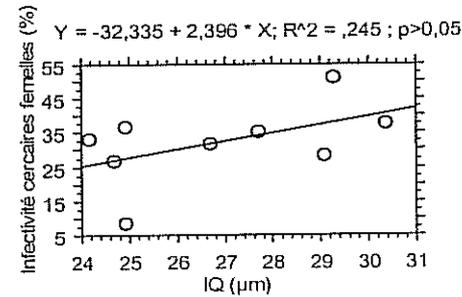
**Figure 99 :** Relation entre la longueur de la queue (LQ) des cercaires mâles et leur infectivité



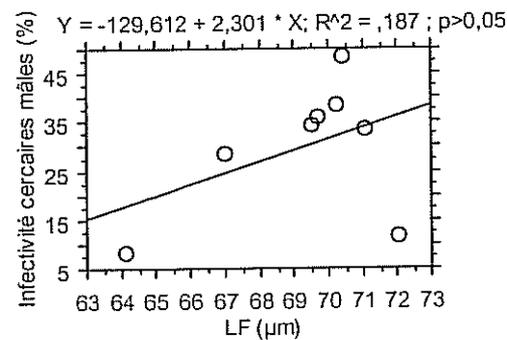
**Figure 100 :** Relation entre la longueur de la queue (LQ) des cercaires femelles et leur infectivité



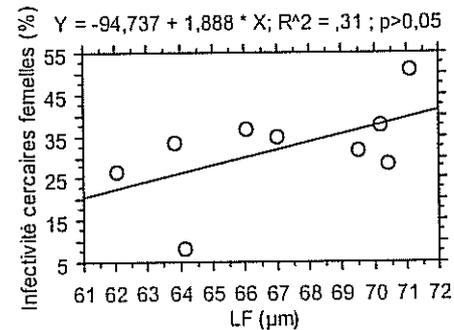
**Figure 101 :** Relation entre la largeur de la queue (IQ) des cercaires mâles et leur infectivité



**Figure 102 :** Relation entre la largeur de la queue (IQ) des cercaires femelles et leur infectivité



**Figure 103 :** Relation entre la longueur des fourches (LF) des cercaires mâles et leur infectivité

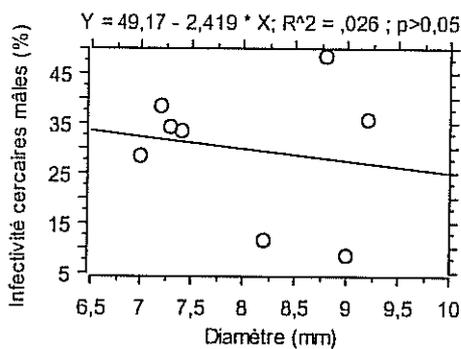


**Figure 104 :** Relation entre la longueur des fourches (LF) des cercaires femelles et leur infectivité

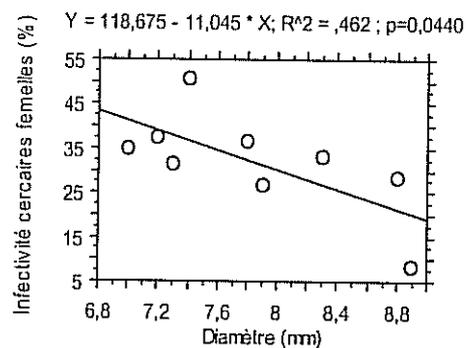
### 6. Relation taille mollusque / infectivité cercaire

La figure 105 représente la régression linéaire entre la taille des mollusques et l'infectivité des cercaires mâles. Il n'existe pas de relation entre la taille des mollusques et l'infectivité des cercaires mâles ( $N=8$  ;  $p>0,05$ ).

La figure 106 représente la régression linéaire entre la taille des mollusques et l'infectivité des cercaires femelles. La courbe de régression linéaire indique une corrélation négative entre la taille des mollusques et l'infectivité des cercaires femelles émises par ceux-ci ( $R=0,680$  ;  $N=9$  ;  $p=0,0440$ ). Plus le mollusque est gros, moins les cercaires femelles sont infestantes.



**Figure 105** : Relation entre diamètre des mollusques et infectivité des cercaires mâles de *S. mansoni* de Toho-Todougba,  $p>0,05$



**Figure 106** : Relation entre diamètre des mollusques et infectivité des cercaires femelles de *S. mansoni* de Toho-Todougba,  $p=0,0440$

### III. Discussion

Les résultats de cette étude nous permettent d'apprécier l'influence de l'individu mollusque, de la population de mollusques et du sexe du parasite sur la variabilité biométrique des cercaires et les différentes relations entre taille des mollusques et taille des cercaires, taille des cercaires et leur infectivité et taille des mollusques et infectivité des cercaires.

Nos résultats ont montré qu'il existait une variabilité biométrique entre les cercaires de même sexe provenant de différents mollusques d'une même population. Ce résultat pouvait être lié à la différence de taille des mollusques ; une hypothèse rejetée par les tests de régression linéaire. En effet, nos résultats ne montrent pas de relation entre le diamètre des

mollusques et la taille des cercaires. La variabilité biométrique observée pourrait alors trouver son explication dans la variabilité génétique du parasite.

Nos résultats ont montré qu'il existait une variabilité biométrique des cercaires en fonction de la population de mollusques hôtes intermédiaires. Les cercaires mâles produites par les mollusques sympatriques de Toho-Todougba sont de plus grande taille que les cercaires mâles des autres populations de mollusques. Pour le sexe femelle, les plus grosses cercaires sont observées à la fois sur les clones de cercaires des mollusques sympatriques T et des allopatriques A et S. Ce résultat pourrait se traduire par un développement plus favorable des sporocystes en système sympatrique qu'en système allopatrique.

De façon générale, les analyses statistiques réalisées au niveau des différentes mesures des cercaires mâles et femelles produites par les mollusques de différentes populations révèlent des différences significatives (test t ;  $p < 0,05$  dans la plupart des cas). Cette différence biométrique se traduit significativement par une plus grande taille des cercaires mâles par rapport aux cercaires femelles. Cette différence de taille entre cercaires mâles et cercaires femelles pourrait avoir une conséquence sur le sex-ratio des schistosomes. Contrairement donc aux résultats de Boissier *et al.* (2004) qui lient le déséquilibre du sex-ratio au succès de développement des cercaires mâles par rapport aux cercaires femelles au sein des vertébrés, nos résultats nous permettent d'attribuer le déséquilibre du sex-ratio à la taille des cercaires. Plus les cercaires sont de grande taille (cercaires mâles), mieux elles réussissent leur pénétration.

Les résultats de cette étude ont également montré qu'il n'existe aucune relation entre la taille du mollusque et l'infectivité des cercaires mâles. En revanche, l'infectivité des cercaires femelles diminue avec la grosseur du mollusque ; donc avec la durée de vie ou le vieillissement du mollusque. Plus le mollusque est gros, moins les cercaires femelles sont infestantes. Ces résultats pourraient également aider à expliquer le déséquilibre du sex-ratio en faveur du mâle.

CHAPITRE 3 : CHRONOBIOLOGIE CERCARIENNE  
HORAIRE DE *S. HAEMATOBIIUM* ET  
DE *S. MANSONI* ET DYNAMIQUE  
DES ACTIVITES HUMAINES AU  
BENIN

## INTRODUCTION

Dans l'histoire du parasite de façon générale et particulièrement des schistosomes, le rythme des émissions des larves constitue une étape importante dans le cycle de développement des parasites. Le rôle des cercaires dans la transmission et le maintien du cycle ainsi que dans la dispersion du parasite est important. Il a été montré que très souvent, les rythmes d'émergence des cercaires sont corrélés à une activité particulière de l'hôte à infester. Par exemple, chez les schistosomes, l'émission des cercaires diurne correspond aux heures où l'activité de l'Homme dans le milieu aquatique, en zone endémique, est maximum (Combes, 1983). Il existe donc une coadaptation rythme d'émission des cercaires – activité de l'hôte. Ainsi nous distinguons à ce jour quatre grands types de rythmes à travers les « patterns » chronobiologiques des schistosomes du genre *Schistosoma* étudiés par différents auteurs : ceux dont le pic d'émergence est matinal (*S. bovis*, *S. mattheei*), correspondant généralement aux schistosomes du bétail domestique, ceux dont le pic d'émergence est tardif, crépusculaire ou nocturne (*S. leiperi*, *S. rodhaini*), correspondant aux schistosomes d'animaux sauvages : ruminants (*S. leiperi*) et rongeurs (*S. rodhaini*), ceux qui possèdent deux pics d'émergence, l'un au lever du jour, l'autre au crépuscule (*S. margrebowiei*), correspondant aux schistosomes des Antilopes principalement et ceux dont le pic d'émergence est situé en milieu de journée (*S. mansoni*, *S. haematobium*), correspondant aux schistosomes de l'Homme. Cette étude aura un triple objectif : (1) déterminer les rythmes d'émergence des populations de *S. haematobium* et des populations de *S. mansoni* présentes au Bénin, deux espèces différentes par leur spectre d'hôtes, *S. haematobium* étant plus spécifique à l'Homme que *S. mansoni* qui possède, en plus de l'Homme, d'autres hôtes vertébrés comme les rongeurs. (2) déterminer la dynamique des activités anthropiques dans les foyers de transmission et (3) voir si le rythme d'émission des cercaires rime avec le comportement de l'hôte définitif vertébré.

## *Sous-Chapitre 1 : Chronobiologie des émissions cercariennes horaires de *S. haematobium* et de *S. mansoni* du Bénin*

### *I. Protocole expérimental*

L'étude de la dynamique d'émission cercarienne horaire est réalisée sur les trois populations de *S. haematobium* provenant respectivement du site de Doh, de Sô-Tchanhoué et de Toho-Todougba et sur les deux populations de *S. mansoni* provenant des sites de Kpinnou et de Toho-Todougba. Les mollusques utilisés sont composés de quatre populations réparties en trois espèces. Il s'agit d'une population de *B. globosus* de Toho-Todougba et d'une population de *B. wrighti* d'Arabie Saoudite infestées avec les populations de *S. haematobium* et deux populations de *B. pfeifferi* de Kpinnou et de Toho-Todougba soumises chacune à la population de *S. mansoni* locale. Le tableau 54 présente les différentes combinaisons hôte-parasite étudiées. L'infestation est soit monomiracidiale soit plurimiracidiale (3 ou 5 miracidiums). Le nombre de mollusques concernés par l'expérience a varié de 2 à 11 et le nombre de jours d'expérience a varié de 2 à 9 jours. Les mollusques morts sont remplacés par un autre de sa catégorie jusqu'à épuisement du stock.

Pour chaque population de schistosomes, l'étude de la chronobiologie des émissions cercariennes est réalisée dans les conditions expérimentales en laboratoire au CBETM et dans les conditions naturelles au Bénin. En laboratoire, les mollusques sont placés à l'étuve, en photopériodicité équilibrée 12 : 12. Le jour apparaît à 6,00 heures et la nuit apparaît à 18,00 heures. Les mollusques utilisés dans l'expérience en conditions naturelles au Bénin ont été infestés au CBETM de Perpignan puis transportés au Bénin. Pour ce faire, nous avons observé pour les mollusques parasités une phase de repos de 72 heures au Bénin afin d'éliminer toute perturbation qui pourrait influencer le rythme normal d'émission cercarienne. L'expérience est réalisée dans une enceinte de 4m sur 4m naturellement éclairée (absence d'électricité) et thermorégulée (climatisée). Le jour se fait entre 6 heures et 7 heures et la nuit tombe entre 18 heures et 19 heures. La température expérimentale varie entre 23°C le matin et 25°C la journée et la nuit. Après 72 heures de conditionnement donc dans l'enceinte, chaque mollusque est ensuite placé dans un verre en plastique, transparent, étiqueté et contenant environ 150 ml d'eau de puit à la température ordinaire. L'ensemble est placé à proximité de la partie vitrée de l'enceinte plus éclairée à la lumière du jour. Dans les deux conditions, les *B.*

*pfeifferi* sont nourris avec de la salade fraîche et *B. globosus* et *B. wrighti* avec de la salade sèche. A chaque heure, les mollusques sont transférés dans des récipients identiques portant la même étiquette et contenant le même volume d'eau de puit à la même température ainsi que de la nourriture.

**Tableau 54** : Répartition des différents couples hôte-parasite étudiés. Nm : nombre de mollusques expérimentés, Nj : nombre de jours consécutifs d'émission cercarienne quantifiée

Espèce de schistosome	Population de parasites	Conditions expérimentales	Population de mollusques	Nombre de miracidiums	Nm	Nj	
<i>S. haematobium</i>	Doh	Laboratoire	<i>B. wrighti</i> Arabie Saoudite	1	4	2	
		Naturelles	<i>B. wrighti</i> Arabie Saoudite	3	3	6	
	Sô-Tchanhoué	Laboratoire	<i>B. globosus</i> de Toho-Todougba	1	2	6	
		Naturelles	<i>B. globosus</i> de Toho-Todougba	3	4	6	
	Toho-Todougba	Laboratoire	<i>B. globosus</i> de Toho-Todougba	1	8	6	
		Laboratoire	<i>B. globosus</i> de Toho-Todougba	5	11	5	
		Laboratoire	<i>B. wrighti</i> Arabie Saoudite	5	8	6	
		Naturelles	<i>B. globosus</i> de Toho-Todougba	3	9	6	
	<i>S. mansoni</i>	Kpinnou	Laboratoire	<i>B. pfeifferi</i> Kpinnou	1	3	9
			Naturelles	<i>B. pfeifferi</i> Kpinnou	1	7	6
Toho-Todougba		Laboratoire	<i>B. pfeifferi</i> Toho-Todougba	2	6	9	
		Naturelles	<i>B. pfeifferi</i> Toho-Todougba	1	9	6	

## II. Résultats

### A. Chronobiologie des émissions cercariennes horaires de *S. haematobium*

#### 1. *S. haematobium* de Doh

Les figures 107A et 107B représentent la chronobiologie des émissions cercariennes horaires de *S. haematobium* de Doh sur *B. wrighti* d'Arabie Saoudite en conditions de laboratoire (Figure 107A) et en conditions naturelles (Figure 107B).

##### 1.1. Conditions de laboratoire (Figure 107A)

Le graphe est représenté à partir de la production cercarienne de 4 *B. wrighti* et pendant 2 jours (soit un nombre de cycles égal à 8). L'infestation des mollusques est

monomiracidiale. La première émission cercarienne est observée à 6 heures et la dernière à 19h. Nous avons un profil moyen d'émission avec trois phases principales dont deux sont diurnes et la troisième nocturne. La production cercarienne est concentrée sur trois temps : de 6 heures à 9 heures et de 10 heures à 18 heures et de 18 heures à 19 heures. L'étude de la chronobiologie montre trois pics individualisés. Le premier pic se situe au matin entre 6 heures et 7 heures et représente  $13,50 \pm 9,06\%$  de la production cercarienne moyenne, le deuxième pic se situe entre 13 heures et 14 heures et représente  $14,75 \pm 6,9\%$  de la production moyenne et le troisième pic se situe en début de la scotophase entre 18 heures et 19 heures et représente  $21,83 \pm 5,88\%$  de la production moyenne.

### 1.2. Conditions naturelles (Figure 107B)

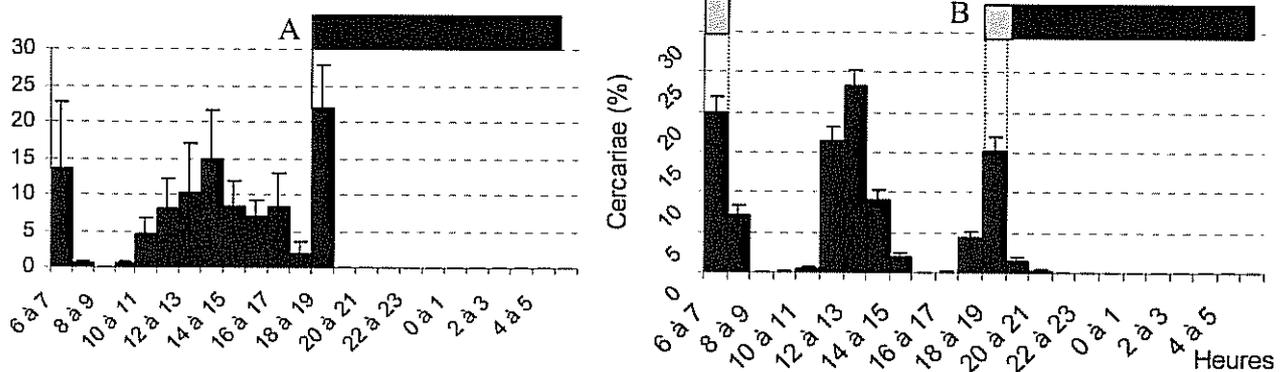
Le graphe est produit à partir de 3 *B. wrighti* parasités et le nombre de jours est de 6. Le nombre de cycles est alors N=18. La première émission de cercaires est observée à 6h à l'aube et la dernière à 21 heures en obscurité. Nous avons un profil moyen d'émission composé de trois principales phases dont deux entièrement diurnes et une troisième phase partagée entre le jour et la nuit. La production cercarienne est concentrée sur trois temps de la journée : de 6 heures à 9 heures, de 11 heures à 16 heures et de 18 heures à 21 heures. L'étude de la chronobiologie montre trois pics individualisés. Le premier pic se situe à l'aube entre 6 heures et 7 heures et représente  $18,98 \pm 2,14\%$  de la production cercarienne moyenne, le deuxième pic se situe en milieu du jour entre 12 heures et 13 heures et représente  $22,10 \pm 2,03\%$  de la production moyenne et le troisième pic se situe au crépuscule, entre 18 heures et 19 heures et représente  $15,22 \pm 1,68\%$  de la production moyenne.

## 2. *S. haematobium* de Sô-Tchianhoué

### 2.1. Conditions de laboratoire (Figure 108A)

Les productions cercariennes horaires de deux *B. wrighti* parasités ont été quantifiées pendant 6 jours (Nombre de cycles=12). La première émission de cercaires est observée à 6 heures et la dernière à 19 heures. Nous avons un profil moyen d'émission composé de trois phases dont deux sont diurnes et la troisième est entièrement nocturne. La production cercarienne est concentrée sur trois temps dont le premier au matin : de 6 heures à 10 heures, le deuxième dans la journée : de 11 heures à 15 heures et le troisième en début de nuit : de 18 heures à 19 heures. L'étude de la chronobiologie montre trois pics individualisés. Le premier

pic se situe à entre 6 heures et 7 heures et représente  $5,20 \pm 2,24\%$  de la production cercarienne moyenne, le deuxième pic se situe entre 10 heures et 12 heures et représente  $28,77 \pm 5,32\%$  de la production moyenne et le troisième pic se situe entre 18 heures et 19 heures et représente  $7,23 \pm 2,73\%$  de la production moyenne.



**Figure 107** : Chronobiologie des émissions cercariennes horaires de *S. haematobium* de Doh sur 4 *B. wrighti* d'Arabie Saoudite en conditions de laboratoire, 1 miracidium (A) et sur 3 *B. wrighti* en conditions naturelles 3 miracidiums (B), □ : jour, ▨ : crépuscule ou aube, ■ : nuit

### 2.2. Conditions naturelles (Figure 108B)

L'étude est faite sur 4 *B. globosus* de Toho-Todougba, parasités chacun avec 3 miracidiums de *S. haematobium* de Sô-Tchanhoué, et pendant 6 jours (Nombre de cycles=24). La première émission de cercaires est observée à 6 heures et la dernière à 21 heures. Dans le profil moyen d'émission, on distingue trois phases dont deux sont principalement diurnes et la troisième s'étend jusqu'à la nuit. La production cercarienne est concentrée sur deux temps de la journée : de 6 heures à 16 heures et de 17 heures à 21 heures. L'étude de la chronobiologie montre trois pics individualisés. Le premier pic se situe entre 7 heures et 8 heures et représente  $11,29 \pm 1,16\%$  de la production cercarienne moyenne, le deuxième pic se situe entre 11 heures et 12 heures et représente  $24,62 \pm 2,16\%$  de la production moyenne et le troisième pic se situe entre 18 heures et 19 heures et représente  $11,27 \pm 1,39\%$  de la production moyenne.

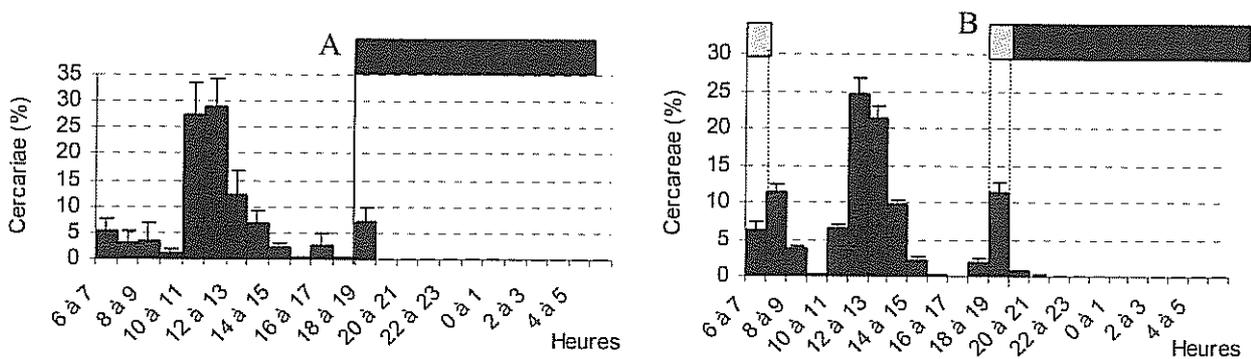
### 3. *S. haematobium* de Toho-Todougba

Nous avons 4 cas de figures dont 3 en laboratoire représentés par les figures 109A, B et C et le quatrième en conditions naturelles représenté par la figure 109D.

### 3.1. Conditions de laboratoire

#### a. Chronobiologie de 8 *B. globosus* de Toho-Todougba infestés

chacun par 1 miracidium (Figure 109A). L'étude est faite sur 8 *B. globosus* de Toho-Todougba parasités chacun avec 1 miracidium de *S. haematobium* local et l'expérience a duré 6 jours (Nombre de cycles=48). La première émission de cercaires est observée à 6 heures et la dernière à 21 heures. On distingue trois phases dans le profil moyen d'émission dont deux sont principalement diurnes et la troisième s'étendant jusqu'à la nuit (21 heures). La production cercarienne est étalée sur toute la journée : de 6 heures à 21 heures. L'étude de la chronobiologie montre trois pics individualisés. Le premier pic se situe au petit matin entre 6 heures et 7 heures et représente  $23,17 \pm 3,62\%$  de la production cercarienne moyenne, le deuxième pic se situe entre 11 heures et 12 heures et représente  $13,94 \pm 1,66\%$  de la production moyenne et le troisième pic se situe entre 18 heures et 19 heures et représente  $4,35 \pm 1,49\%$  de la production moyenne.



**Figure 108** : Chronobiologie des émissions cercariennes horaires de *S. haematobium* de Sô-Tchanhoué sur 2 *B. globosus* de Toho-Todougba en conditions de laboratoire, 1 miracidium (A) et sur 4 *B. globosus* de Toho-Todougba en conditions naturelles, 3 miracidiums (B), □ : jour, ◐ : crépuscule ou aube, ◑ : nuit

#### b. Chronobiologie de 11 *B. globosus* de Toho-Todougba infestés

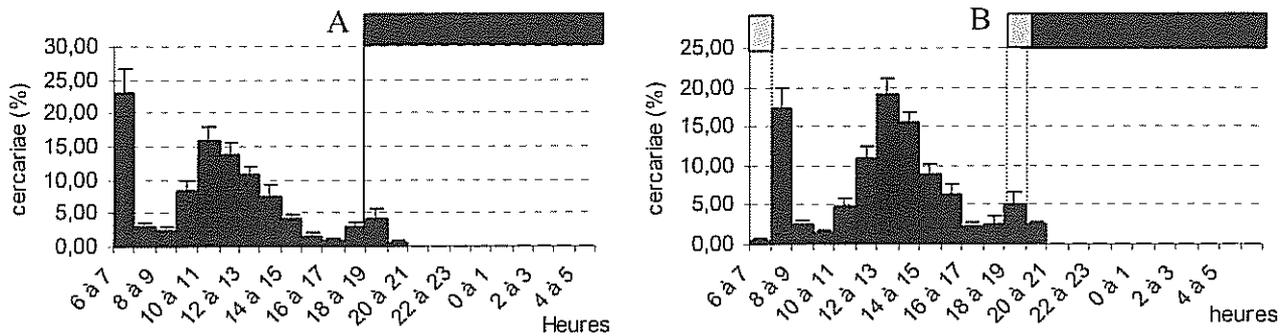
chacun par 5 miracidiums (Figure 109B) : le graphe est obtenu à partir de 11 *B. globosus* de Toho-Todougba parasités chacun avec 5 miracidiums de *S. haematobium* local et l'expérience a duré 5 jours (Nombre de cycles=55). La première émission de cercaires est observée à 6 heures et la dernière à 21 heures. On distingue trois phases dans le profil moyen de cette émission dont deux sont principalement diurnes et la troisième s'étendant jusqu'à la nuit (21 heures). La production cercarienne est étalée sur toute la journée : de 6 heures à 21 heures. L'étude de la chronobiologie montre trois pics individualisés. Le premier pic se situe au matin

entre 7 heures et 8 heures et représente  $17,29 \pm 2,55\%$  de la production cercarienne moyenne, le deuxième pic se situe entre 12 heures et 13 heures et représente  $19,20 \pm 1,90\%$  de la production moyenne et le troisième pic se situe entre 18 heures et 19 heures et représente  $5,09 \pm 1,55\%$  de la production moyenne.

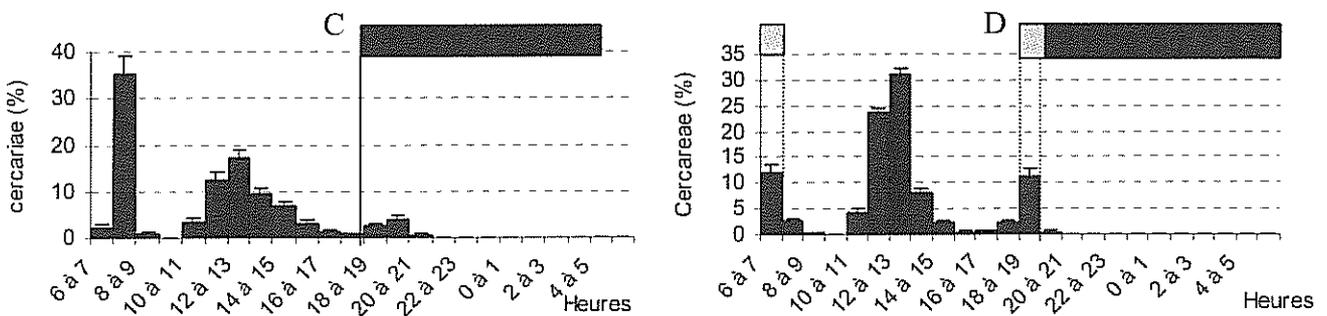
*c. Chronobiologie de 8 B. wrighti d'Arabie Saoudite infestés chacun par 5 miracidiums (Figure 109C) :* le graphe est obtenu à partir de 8 *B. wrighti* d'Arabie Saoudite parasités chacun avec 5 miracidiums de *S. haematobium* de Toho-Todougba et l'expérience a duré 6 jours (Nombre de cycles=48). La première émission de cercaires est observée à 6 heures et la dernière à 21 heures. On distingue trois phases dans le profil moyen de cette émission dont deux sont principalement diurnes et la troisième s'étendant jusqu'à la nuit (21 heures). La production cercarienne est étalée sur toute la journée : de 6 heures à 21 heures. L'étude de la chronobiologie montre trois pics individualisés. Le premier pic se situe au matin entre 7 heures et 8 heures et représente  $35,29 \pm 3,83\%$  de la production cercarienne moyenne, le deuxième pic se situe entre 12 heures et 13 heures et représente  $17,12 \pm 2,02\%$  de la production moyenne et le troisième pic se situe la nuit entre 19 heures et 20 heures et représente  $3,82 \pm 1,12\%$  de la production moyenne.

### 3.2. Conditions naturelles (Figure 109D)

La chronobiologie en conditions naturelles de *S. haematobium* de Toho-Todougba est obtenue à partir d'une population locale de 9 *B. globosus* parasités chacun avec 3 miracidiums. L'expérience a duré 6 jours, soit 54 cycles. La première émission de cercaires est observée à 6 heures et la dernière à 21 heures. On distingue trois phases dans le profil moyen de cette émission dont deux sont principalement diurnes et la troisième s'étendant jusqu'à la nuit (21 heures). La production cercarienne est étalée sur toute la journée : de 6 heures à 21 heures. L'étude de la chronobiologie montre trois pics individualisés. Le premier pic se situe au petit matin entre 6 heures et 7 heures et représente  $11,99 \pm 1,46\%$  de la production cercarienne moyenne, le deuxième pic se situe entre 12 heures et 13 heures et représente  $31,00 \pm 1,46\%$  de la production moyenne et le troisième pic se situe entre 18 heures et 19 heures et représente  $11,33 \pm 1,32\%$  de la production moyenne.



**Figure 109** : Chronobiologie des émissions cercariennes horaires de *S. haematobium* de Toho-Todougba sur 8 *B. globosus* de Toho-Todougba, 1 miracidium (A), 11 *B. globosus* de Toho-Todougba, 5 miracidiums (B)  
 □ : jour, ◻ : crépuscule ou aube, ■ : nuit



**Figure 109 (suite et fin)** : Chronobiologie des émissions cercariennes horaires de *S. haematobium* de Toho-Todougba sur 8 *B. wrighti* d'Arabie Saoudite, 5 miracidiums (C) en conditions de laboratoire et chronobiologie sur 9 *B. globosus* de Toho-Todougba, 3 miracidiums (D) en conditions naturelles : □ : jour, ◻ : crépuscule ou aube, ■ : nuit

## B. Chronobiologie des émissions cercariennes horaires de *S. mansoni*

### 1. *S. mansoni* de Kpinou

#### 1.1. Conditions de laboratoire

La chronobiologie de *S. mansoni* de Kpinou obtenue dans les conditions de laboratoire (Figure 110A) est réalisée pendant 9 jours sur 3 *B. pfeifferi* de Kpinou infestés chacun par 2 miracidiums (soit 27 cycles). La première émission de cercaires est observée à 6 heures et la dernière à 20 heures. La production cercarienne est étalée sur toute la journée : de

6 heures à 20 heures. L'étude de la chronobiologie montre trois pics dont deux bien individualisés. Le premier pic se situe au petit matin entre 6 heures et 7 heures et représente  $9,48 \pm 2,63\%$  de la production cercarienne moyenne, le deuxième pic se situe entre 11 heures et 12 heures et représente  $39,84 \pm 2,57\%$  de la production moyenne et le troisième pic se situe entre 17 heures et 18 heures et représente  $2,16 \pm 0,62\%$  de la production moyenne.

### 1.2. Conditions naturelles

L'étude est réalisée avec 7 mollusques d'origine locale en infestation monomiracidiale (Figure 110B). L'expérience a duré 6 jours, soit un nombre de cycles égal à 42. La première émission de cercaires est observée à 6 heures et la dernière à 20 heures. La production cercarienne est étalée sur deux périodes : de 6 heures à 15 heures et de 17 heures à 21 heures. L'étude de la chronobiologie montre trois pics bien individualisés. Le premier pic se situe au petit matin entre 6 heures et 8 heures et représente  $11,69 \pm 1,01\%$  de la production cercarienne moyenne, le deuxième pic se situe entre 11 heures et 12 heures et représente  $31,14 \pm 1,36\%$  de la production moyenne et le troisième pic se situe entre 18 heures et 19 heures et représente  $6,66 \pm 0,93\%$  de la production moyenne.

## 2. *S. mansoni* de Toho-Todougba

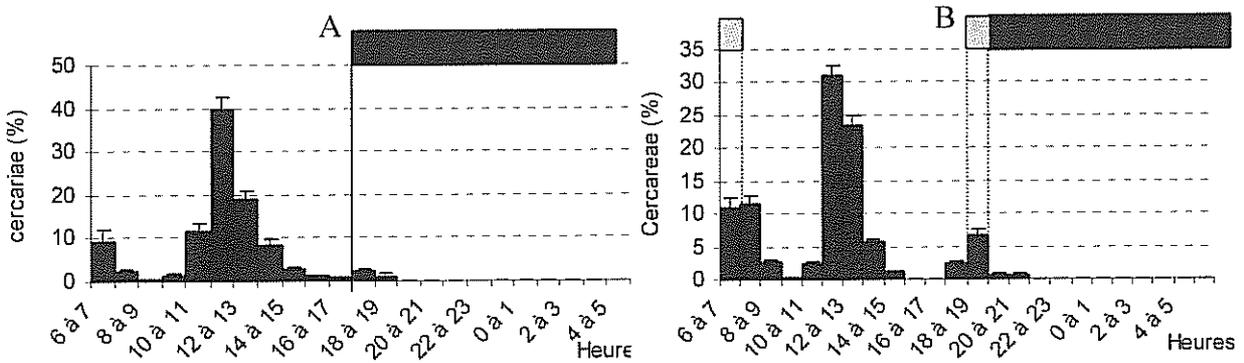
### 2.1. Conditions de laboratoire

La chronobiologie de *S. mansoni* de Toho-Todougba est obtenue dans les conditions de laboratoire (Figure 111A) en infestation monomiracidiale avec 6 *B. pfeifferi* de Toho-Todougba pendant 9 jours (soit 54 cycles). La première émission de cercaires est observée à 6 heures et la dernière à 19 heures. La production cercarienne est étalée sur toute la journée : de 6 heures à 19 heures. L'étude de la chronobiologie montre deux pics individualisés. Le premier pic se situe au petit matin entre 6 heures et 7 heures et représente  $5,38 \pm 1,36\%$  de la production cercarienne moyenne, le deuxième pic se situe entre 10 heures et 11 heures et représente  $38,56 \pm 1,79\%$  de la production moyenne. La production de cercaires continue jusqu'à 19 heures, mais de façon faible.

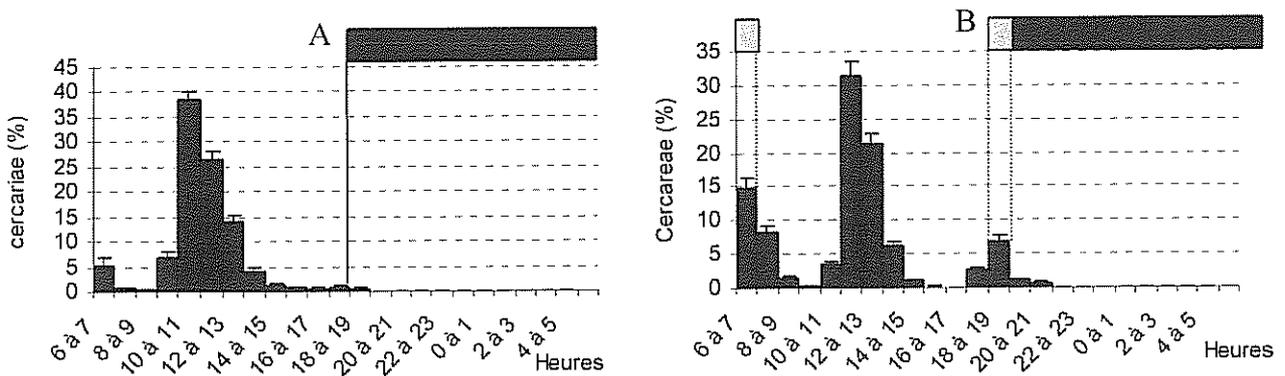
### 2.2. Conditions naturelles

L'analyse est faite à partir de 9 *B. pfeifferi* d'origine locale en infestation monomiracidiale (Figure 111B). L'expérience a duré 6 jours, soit un nombre total de cycles

égal à 54. La première émission de cercaires est observée à 6 heures et la dernière à 20 heures. La production cercarienne est étalée sur deux périodes : de 6 heures à 17 heures et de 18 heures à 21 heures. L'étude de la chronobiologie montre trois pics bien individualisés. Le premier pic se situe au petit matin entre 6 heures et 7 heures et représente  $14,84 \pm 1,40\%$  de la production cercarienne moyenne, le deuxième pic se situe apparaît entre 11 heures et 12 heures et représente  $31,49 \pm 2,17\%$  de la production moyenne et le troisième pic se situe entre 18 heures et 19 heures et représente  $6,92 \pm 0,77\%$  de la production moyenne (Figure 111B).



**Figure 110 :** Chronobiologie des émissions cercariennes horaires de *S. mansoni* de Kpinou sur 3 *B. pfeifferi* de Kpinou, 2 miracidiums en conditions de laboratoire (A) et sur 7 *B. pfeifferi* de Kpinou, 1 miracidium en conditions naturelles (B), □ : jour, ▨ : crépuscule ou aube, ■ : nuit



**Figure 111 :** Chronobiologie des émissions cercariennes horaires de *S. mansoni* de Toho-Todougba sur 6 *B. pfeifferi* de Toho-Todougba, 1 miracidium en conditions de laboratoire (A) et sur 9 *B. pfeifferi* de Toho-Todougba, 1 miracidium en conditions naturelles (B), □ : jour, ▨ : crépuscule ou aube, ■ : nuit

### III. Discussion

L'étude de l'émission cercarienne des populations des deux espèces de schistosome *Schistosoma haematobium* et *Schistosoma mansoni* originaires du Bénin donne, d'une façon générale, un rythme d'émission cercarienne de type infradien chez toutes les populations de *S. haematobium* et de *S. mansoni* et l'existence d'un même rythme d'émergence des cercaires de schistosomes dans les principaux foyers du Bénin. De façon générale, pour *S. haematobium*, on distingue, pour les trois populations confondues, trois pics d'émission cercarienne : le premier pic a lieu à l'aube entre 6 heures et 8 heures et représente de 5,2 à 35,29% de la production cercarienne journalière moyenne, le deuxième en milieu de journée entre 10 heures et 14 heures et représente de 13,94 à 31% de la production cercarienne journalière moyenne et le troisième en scotophase entre 18 heures et 20 heures et représente de 3,82 à 21,83% de la production cercarienne journalière moyenne. Il existe donc pour cette espèce trois pics d'émission bien individualisés dont le pourcentage de production cercarienne est sensiblement le même. De façon générale, pour *S. mansoni*, on distingue, pour les deux populations confondues, trois pics d'émission cercarienne : le premier pic a lieu à l'aube entre 6 heures et 8 heures et représente de 5,38 à 14,84% de la production cercarienne journalière moyenne, le deuxième en milieu de journée entre 10 heures et 12 heures et représente de 31,14 à 39,84% de la production cercarienne journalière moyenne et le troisième en scotophase entre 17 heures et 19 heures et représente de 0 à 6,92% de la production cercarienne journalière moyenne. Il existe donc pour cette espèce trois pics d'émission avec un pic central significativement deux à trois fois plus important que les deux autres. Ce rythme infradien est obtenu aussi bien en conditions de laboratoire qu'en conditions naturelles, ce qui nous permet d'éliminer la possible influence des conditions expérimentales sur l'émergence des larves. Dans la bibliographie, quelques cas particuliers de rythme d'émergence des cercaires avaient été signalés en Thaïlande, notamment sur *S. mekongi*, qui est un parasite essentiellement de l'Homme mais qui possède un pic d'émergence très tôt le matin (6 heures à 8 heures) (Lohachit *et al.*, 1980). Ces auteurs lient ce comportement à une adaptation à l'éthologie de son hôte. En effet, en Thaïlande et au Laos les travaux dans les rizières se font très tôt le matin. C'est aussi le cas d'une certaine population de *S. japonicum* qui possède une chronobiologie nocturne (pic d'émergence entre 18 heures et 20 heures). Ces derniers résultats concernent une population particulière des philippines qui

serait adaptée à des hôtes de la faune sauvage dont l'activité serait plutôt crépusculaire ou nocturne (Théron & Xia Mingyi, 1986). Nos résultats montrent également une homogénéité chronobiologique des émissions cercariennes horaires au niveau intraspécifique. Cette harmonie de rythmes serait due à des conditions de transmission identiques dans les différentes localités, confirmant l'hypothèse que les phénomènes chronobiologiques possèdent une base génétique (Théron & Combes, 1988). Les deux espèces présentent entre elles un profil d'émission très proche : *S. haematobium* présente trois pics équivalents bien individualisés et *S. mansoni* présente trois pics bien individualisés mais dont le pic central est le plus important. Ces deux espèces ont été soumises probablement à une pression sélective de même nature induisant des modifications dans le sens de l'harmonisation des processus de transmission du parasite à l'hôte vertébré. C'est donc la première fois que nous signalons un rythme infradien chez *S. haematobium* et *S. mansoni*. Quelles peuvent être les causes de ce rythme chronobiologique particulier ? A notre avis, deux hypothèses peuvent justifier ces différences : d'une part, l'écologie et les comportements sociaux des hôtes définitifs (Homme) de ces régions et d'autre part, par des phénomènes d'introgession d'une espèce par une autre espèce comme cela a été montré entre *S. bovis* et *S. haematobium* au Niger (Brémond *et al.*, 1993).

## *Sous-Chapitre 2 : Etude de la dynamique des activités de pêche au Bénin : Cas de trois villages de pêcheurs riverains du lac Toho-Todougba*

### *I. Protocole expérimental*

L'étude de la dynamique des activités humaines a été réalisée au niveau d'un seul foyer : le foyer de transmission de Toho-Todougba, abritant les deux espèces de schistosomes, *S. haematobium* et *S. mansoni*. Il s'agit d'une étude sociologique regroupant la dynamique de pêche artisanale et les autres activités anthropiques sur le lac Toho-Todougba. Cette étude a été menée à travers des enquêtes réalisées dans 3 villages de pêcheurs voisins Dèkouhoué, Hounkandjihoué et Tchiakpècodji (voir Figure 20, Partie II), riverains du lac. La méthodologie adoptée comprend 2 phases : une phase exploratoire et une phase active.

La première phase, exploratoire, faite de repérages en pirogue sur le lac est réalisée pendant 4 jours. Elle a permis d'identifier les différents engins de pêches et leur mode d'emploi d'une part et de recenser les autres activités anthropiques en rapport avec le lac d'autre part.

La deuxième phase, active, est composée de deux analyses : l'étude de la dynamique horaire des activités humaines et l'étude du temps de contact avec l'eau. L'étude de la dynamique des activités humaines a duré 15 jours et a consisté à faire un recensement horaire par tranches d'âges des pêcheurs et à relever le temps pendant lequel l'utilisateur est en contact avec l'eau. La dynamique horaire des activités de pêche et autres activités sur le lac est réalisée de 4 heures à 21 heures pendant 5 jours consécutifs par village. A cet effet, toutes les personnes qui ont un contact avec le lac sont comptabilisées et celles qui utilisent une embarcation sont, en plus, munies d'un badge cartonné sur lequel nous mentionnons au crayon au départ (1) le numéro d'identification, (2) l'âge, (3) le nombre d'engins utilisés pour la pêche, (4) l'heure de début de l'opération et à l'arrivée, (5) l'heure de la fin de l'opération et (6) autres remarques. Le temps de contact d'un usager avec l'eau a été relevé une seule fois et pendant une demi-journée de 5 heures à 12 heures par village, en dehors des 5 jours. Ce

temps a été relevé pour 32, 35 et 31 personnes à Dèhouhoué, Hounkandjihoué et Tchiakpècodji, respectivement.

## II. Résultats

### A. Les engins de pêche et leur rôle dans le mécanisme de transmission des parasites

La pêche, telle qu'elle est pratiquée sur le lac, est multiforme et multivariée. Les engins et méthodes de pêche artisanale enregistrés et communs à l'ensemble des pêcheurs du lac sont principalement au nombre de 4 : les filets éperviers, les filets maillants, les palangres et les cages à poisson.

Les filets éperviers sont des nappes de filets sous forme conique et de mailles variables (de 5 à 17 cm de diamètre) lestés de plombs sur le pourtour de la base et munis d'une longue corde de manipulation et de rappel au sommet. Ils sont jetés en parachute par les pêcheurs pour coiffer les poissons. Suivant les profondeurs, les filets éperviers sont manipulés à partir, soit de la pirogue ou de la berge. Ces filets sont lancés plusieurs fois par le pêcheur pendant tout le temps que dure la pêche.

Les filets maillants : Ils sont de deux types. Les filets maillants fixes et les filets maillants non fixes. Les filets maillants fixes appelés localement « Tonga » sont longs de 4 à 15 m sur 1,5 à 2 m de large selon les possibilités du pêcheur. Ils portent à l'extrémité supérieure des flotteurs en mousse synthétique servant de repère et le long de l'extrémité inférieure des boules de plomb fixées régulièrement servant de lest. Les filets maillants non fixes ne portent pas de plomb. Dans la plupart des cas, les filets sont tendus le soir et relevés le lendemain au petit matin. La mise en place tout comme le relèvement de ces filets nécessitent très souvent la descente du pêcheur dans l'eau soit pour les fixer ou les décrocher des supports.

Les palangres : ils sont composés de lignes principales longues de 15 à 30 m tendues de façon horizontale dans l'eau sur lesquelles sont fixés de nombreux hameçons très serrés les uns des autres (10 à 20 cm). Les hameçons sont appâtés au ver de terre, au morceau de grenouille ou au morceau de poisson. Ces engins sont visités par les propriétaires en début de matinée et en fin de soirée afin de retirer les poissons capturés. Ici, il n'est pas nécessaire au pêcheur de descendre dans le lac.

Enfin les cages à poisson : ce sont des engins-pièges placés au fond de l'eau à différents endroits. De forme variable mais souvent cylindrique allongée ou parallélépipédique, chaque cage est faite de grillage métallique. Elle est appâtée de noix de palmistes ou de maïs. Elle comporte une entrée de forme conique munie d'un dispositif qui empêche le poisson de s'échapper une fois à l'intérieur de la cage. Le poisson est retiré de la cage par la face opposée à celle de l'entrée dotée d'une porte fixée par les fils de fer. Dans la plupart des cas, les cages à poisson sont placées le soir et relevées le lendemain au petit matin. La mise en place, comme le relèvement, nécessitent la descente des pêcheurs au fond de l'eau. Le nombre de cages varie de 4 à 10 selon les pêcheurs.

A part les filets éperviers utilisés par les pêcheurs depuis leur pirogue, les autres engins ci-dessus cités peuvent nécessiter la descente des pêcheurs dans l'eau aussi bien pour leur mise en place que pour leur relèvement. Encore que, parfois, les filets éperviers sont manipulés à partir de la berge.

### *B. Autres activités*

Au cours des enquêtes, nous avons identifié trois autres activités ou comportements qui pourraient jouer un rôle non moins important dans l'épidémiologie des parasitoses eau dépendantes en général et de la schistosomose en particulier : le transport des personnes, les cérémonies religieuses et le commerce du poisson. Ceci se justifie dans la mesure où ces activités anthropiques favorisent le contact des usagers avec l'eau.

Outre la pêche qui constitue l'activité principale des villages riverains du lac, nous avons au niveau du seul village enclavé de Tchiakpècodji, le transport des personnes et des biens d'une rive à l'autre à travers des bacs ou pirogues mécanisés (Figure 112) principalement parce que ces personnes travaillent sur l'autre rive. Cette activité ne mobilise en moyenne que 4 personnes de 25 à 35 ans pour 2 bacs contenant en moyenne chacun une dizaine de personnes. La traversée du lac d'environ 50 mètres dure 8 à 12 minutes selon l'état de chargement de la pirogue. En moyenne, chaque bac effectue 10 à 16 tours journalièrement avec deux pics d'activité ; au lever du jour (entre 6 heures et 10 heures) et à la tombée de la nuit (entre 18 heures et 20 heures). Le contact des usagers (hommes, femmes et enfants) avec l'eau se fait de trois manières : avant, pendant et après la traversée. Avant et après la traversée dans la mesure où l'accès et la descente du bac nécessitent la marche dans l'eau sur 3 à 5 mètres. Pendant la traversée, par la nappe d'eau présente constamment dans le plancher des

bacs due à l'infiltration à travers les fentes et dans laquelle les usagers posent les pieds généralement nus pendant les 8 à 12 minutes que dure le voyage. Nous avons calculé globalement que dans ce village 600 personnes environ (moitié hommes, moitié femmes) utilisent ce moyen de transport chaque jour et peuvent être ainsi exposés pendant 15 minutes chaque jour aux schistosomes.

La deuxième activité observée dans l'ensemble des trois villages ciblés et permettant le contact des personnes avec l'eau est d'ordre spirituel. Elle concerne les chrétiens célestes, localement appelés « Gbigbowiwé », pour qui l'eau est indispensable pour les cérémonies de baptême. Cette cérémonie, surtout observée les week-ends entre 8 heures et 10 heures, se déroule à la berge (l'eau remonte jusqu'au genou) et draine toutes les tranches d'âges, y compris les bébés de 8 mois. Elle dure en moyenne 10 à 15 minutes par enfant baptisé et 2 à 4 enfants peuvent être baptisés en une séance, soit 40 à 60 minutes de contact continu avec l'eau. Pendant notre séjour, nous n'avons pas assisté à cette cérémonie.

Il existe un troisième facteur potentiel d'infestation réservé au sexe féminin, c'est un facteur d'ordre comportemental. Si l'activité de pêche est presque dévolue à l'homme, la commercialisation des produits halieutiques est réservée au genre féminin. Ces produits sont ramenés par les pêcheurs au village et sont généralement conservés dans un bocal avec 5 à 10 litres d'eau du milieu dans le souci de les maintenir vivants. La vente des produits se faisant par tri et par nombre, nécessite pour la femme l'introduction régulière des mains dans le bac. Le temps de l'opération est fonction de la quantité de produit. Pendant notre séjour, nous n'avons pas quantifié ce comportement.



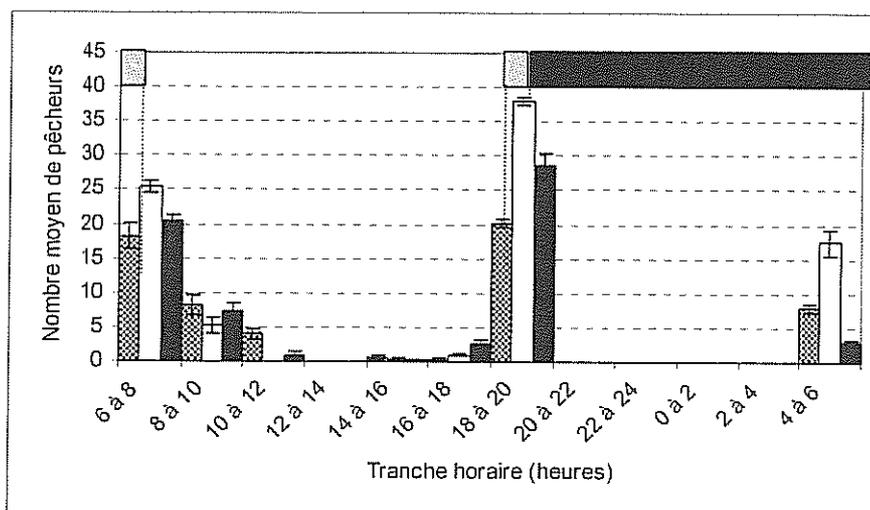
**Figure 112.** Transport des personnes en pirogue vers le village Tchiakpècodji

## C. Chronobiologie des activités de pêche au Bénin : Cas du lac Toho-Todougba

Les données d'enquêtes sont obtenues exclusivement au niveau du sexe masculin.

### 1. Dynamique de pêche sur le lac

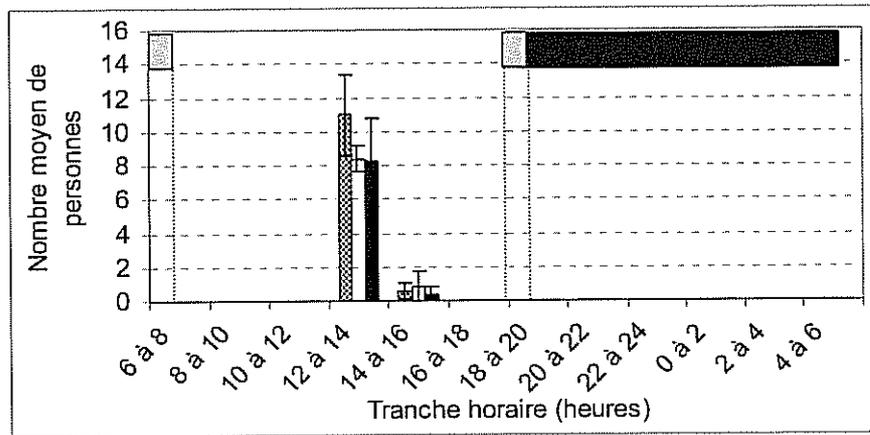
La figure 113 présente la dynamique de pêche par village. On distingue deux périodes d'intense activité de pêche au niveau des trois villages enquêtés. La première période se situe entre 4 heures à 12 heures avec un pic de présence entre 6 heures et 8 heures. La deuxième période se situe entre 16 heures et 20 heures avec un pic de présence entre 18 heures et 20 heures.



**Figure 113 :** Dynamique des activités de pêche dans trois villages riverains du lac Toho-Todougba. Dèkouhoué (histogramme en pointillé), Hounkandjihoué (histogramme en blanc) et Tchiakpècodji (histogramme en noir), □ : jour, ▨ : crépuscule ou aube, ■ : nuit, N=5

### 2. Dynamique de baignade dans le lac

La dynamique des autres activités telle que la baignade dans le lac est représentée par la figure 114. Cette activité se remarque surtout entre 12 heures et 16 heures avec un pic 12 heures et 14 heures correspondant aux heures les plus chaudes de la journée au Bénin.



**Figure 114** : Dynamique des activités de baignade dans trois villages riverains du lac Toho-Todougba. Dèkouhoué (histogramme en pointillé), Hounkandjihoué (histogramme en blanc) et Tchiakpècodji (histogramme en noir), □ : jour, ◻ : crépuscule ou aube, ■ : nuit, N=5

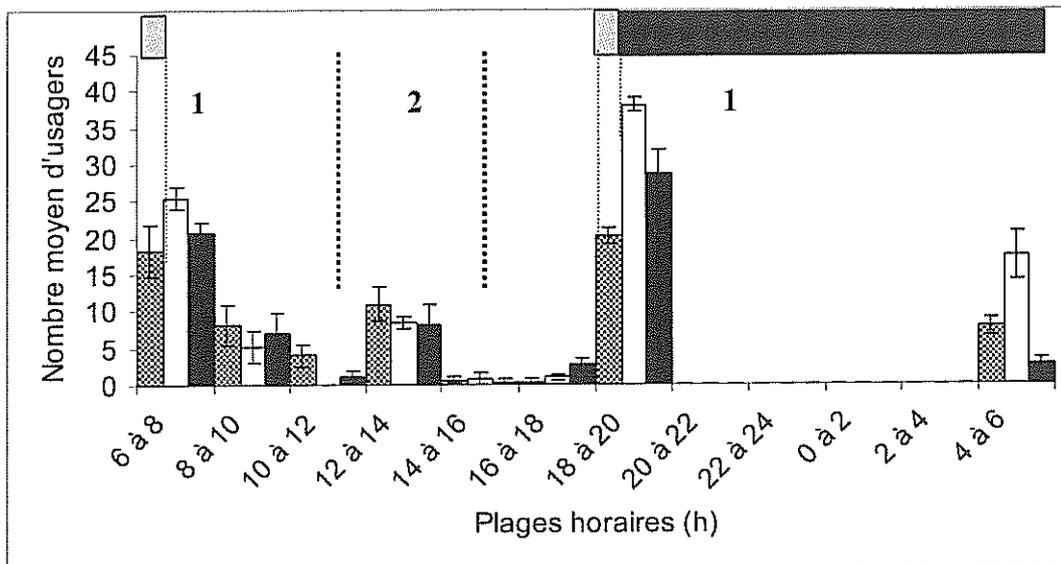
### 3. Dynamique de la pêche et des autres activités (baignade)

La dynamique des activités de pêche et autres activités dans les trois villages Dèkouhoué, Hounkandjihoué et Tchiakpècodji est représentée par la figure 115.

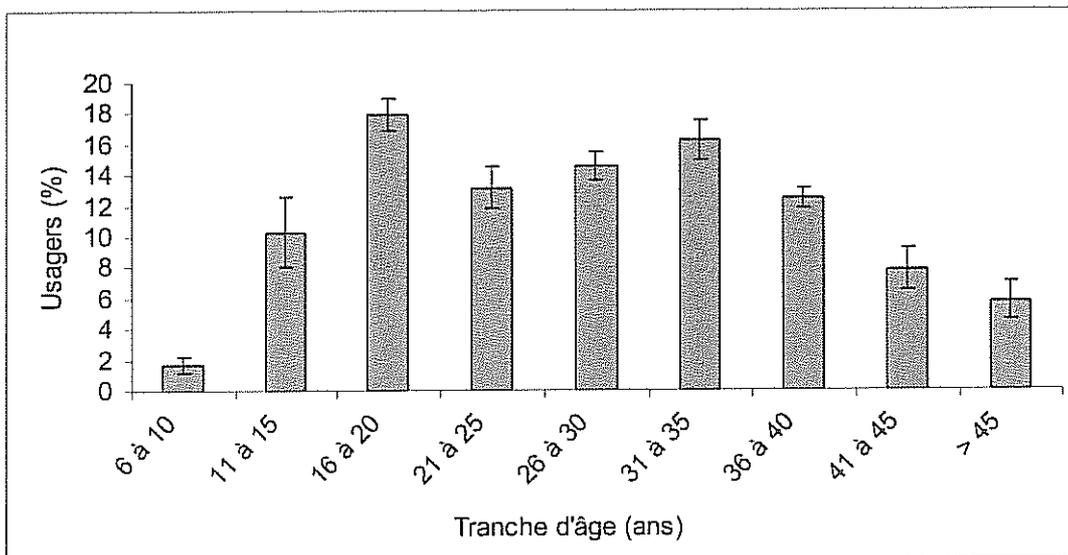
Dans chaque village, nous distinguons de façon générale trois périodes d'intense activité sur le lac : de 4 heures à 12 heures correspondant aux activités de pêche, de 12 heures à 16 heures correspondant aux activités de baignade par les enfants et de 18 heures à 20 heures correspondant aux activités de pêche. L'étude de la chronobiologie des activités humaines donne trois pics. Le premier pic (activités de pêche) se trouve aux premières heures de la journée, entre 6h et 8h, le deuxième pic (activités anthropiques) se situe au milieu de la journée, entre 12 heures et 14 heures et le troisième pic (activités de pêche) se situe en début de nuit, entre 18 heures et 20 heures.

### 4. Utilisation du lac par tranche d'âge

La figure 116 présente en pourcentage l'utilisation du lac par tranches d'âge des usagers. Toutes les tranches d'âges sont représentées mais, les plus représentés, sont celles entre 16 et 20 ans et entre 31 et 35 ans, ce qui correspond à 18% et 16% environ de la population totale. Les enfants de moins de 10 ans sont les moins représentés.



**Figure 115 :** Dynamique des activités humaines dans trois villages riverains du lac Toho-Todougba. Dèkouhoué (histogramme en pointillé), Hounkandjihoué (histogramme en blanc) et Tchiakpècodji (histogramme en noir), □ : jour, ◻ : crépuscule ou aube, ■ : nuit, N=5, 1 : pêche, 2 : baignade



**Figure 116 :** Répartition en pourcentage des usagers du lac Toho-Todougba par tranches d'âges

## 5. Durée de contact avec l'eau au cours des pêches

La durée moyenne de contact de la population de pêcheurs avec l'eau en fonction des différents engins de pêche utilisés et pour les trois villages est présentée dans le tableau 55.

La durée moyenne de contact avec l'eau varie de 5 à 11 minutes environ par demi-journée en fonction des engins de pêche. Les tests statistiques montrent que les temps de contact des pêcheurs avec l'eau liés à l'utilisation des trois engins sont significativement différents ( $F=50,325$  ;  $p<0,0001$ ). Les tests Post-hocs montrent que ce temps varie significativement d'un engin à l'autre dans l'ordre décroissant : cages à poissons, palangres et filet maillant ( $p<0,001$ ).

La durée moyenne de contact avec l'eau varie de 22 à 31 minutes environ par demi-journée en fonction du village. Les analyses statistiques du temps de contact des pêcheurs avec l'eau au niveau des trois villages montrent des différences significatives ( $F=8,405$  ;  $p<0,004$ ). Les tests Post-hocs de comparaison multiple indiquent que les pêcheurs des villages de Dèkouhoué et de Hounkandjihoué sont plus en contact avec l'eau que ceux de Tchiakpècodji ( $p<0,05$  dans les deux cas). Le temps de contact avec l'eau des pêcheurs de Dèkouhoué est sensiblement équivalent à celui des pêcheurs de Hounkandjihoué ( $p>0,05$ ).

**Tableau 55** : Durée moyenne de contact des pêcheurs avec l'eau. N : nombre de pêcheurs échantillonnés, M : moyenne, ES : écart-standard

Village	N	Durée moyenne (minutes) de contact avec l'eau selon les différents engins utilisés : M±ES					Durée moyenne totale de contact avec l'eau
		Filet maillant	Palangres	Cages à Poissons	Baignade	Autres	
Dèkouhoué	32	6,97±0,29	7,69±0,65	12,84±1,00	2,31±0,40	1,47±0,52	31,28±1,80
Hounkandjihoué	35	6,06±0,38	8,09±0,70	11,47±0,92	2,03±0,36	0,72±0,30	27,91±1,70
Tchiakpècodji	31	4,26±0,39	6,58±0,50	9,00±0,64	1,39±0,27	1,03±0,37	22,26±1,01
Bilan total des 3 villages	98	5,77±0,23	7,40±0,36	11,08±0,51	1,94±0,20	1,06±0,23	27,22±0,10

### III. DISCUSSION

Sur le lac Toho-Todougba, on peut observer trois temps d'intense présence des hommes sur le lac. Le premier temps s'observe entre 4 heures et 10 heures et correspond aux activités de pêche. Les pêcheurs visitent les principaux engins de pêche placés dans l'eau la veille. Les différentes opérations entraînent la mise en contact des pêcheurs avec l'eau pendant un temps moyen global de  $27,22 \pm 0,10$  minutes par demi-journée. Le deuxième moment d'affluence humaine se remarque entre 12 et 16 heures correspondant aux activités de baignade par les enfants ou les adolescents. Le troisième moment d'intense présence humaine sur le lac se remarque entre 18 et 20 heures correspondant à la mise en place, par les pêcheurs, des pièges à poissons dans l'eau. Au cours de cette période, les pêcheurs entre en contact avec l'eau. Nous n'avons pas pu quantifier ce temps. Les tranches d'âges des populations humaines les plus actives sur le lac sont les adolescents et adultes de 15 ans à 45 ans.

Les résultats obtenus sur l'étude de la dynamique des activités de pêche sur le lac Toho-Todougba semblent bien soutenir le rythme infradien des émergences des cercaires. Il existe une relation parfaite entre le rythme d'émission cercarienne de type infradien et la chronobiologie des activités humaines sur le lac. Le premier pic d'émission cercarienne observé aux premières heures de la journée (6 heures à 8 heures) peut être interprété comme la conséquence des activités matinales de pêche. Le pic d'émergence de midi peut être attribué aux activités de baignade et autres et le pic d'émergence nocturne peut être aussi lié à l'activité des pêches sur le lac.

Ces résultats confirment l'hypothèse d'une stratégie que le parasite développe pour favoriser la localisation dans le temps des Hommes et compenser la brièveté de vie du stade infestant pour que ce dernier se trouve au meilleur moment dans l'espace de rencontre de son hôte (Combes, 1980). Le comportement du parasite s'aligne donc sur celui de l'hôte à infester pour faire coïncider l'émergence des cercaires avec la présence de l'hôte vertébré dans le site de transmission. En effet, dans certaines régions en Afrique et particulièrement au Bénin, les populations rurales sont précaires et ne trouvent l'essentiel de leur ressource alimentaire que par des activités de pêche dans des cours d'eau où vivent les mollusques hôtes intermédiaires des schistosomes. Les populations rurales développent des stratégies de pêche les obligeant à placer les engins et pièges à poisson dans l'eau au crépuscule pour y récolter la moisson au petit matin. Le rythme d'émergence de type infradien nettement prononcé chez les

populations de schistosomes serait donc le résultat d'une sélection adaptative pour profiter de toutes les heures de présence des pêcheurs dans l'eau. Les schistosomes ont donc développé une stratégie calquée sur la dynamique des activités de pêche pour s'adapter à «l'heure du rendez-vous» fixée par l'hôte (les pêcheurs). En d'autres termes, les schistosomes au Bénin auraient adopté une stratégie pouvant favoriser (Combes & Théron, 1977) leur rencontre et leur transmission à l'hôte. Il a été prouvé (Combes, 1995) que des allèles différents sont sélectionnés par différentes populations du parasite lorsque les conditions de l'environnement et de la transmission diffèrent, avec pour résultat d'ouvrir le filtre de rencontre de manière optimale. Différentes populations de schistosomes sont isolées les unes des autres et la sélection des phénomènes chronobiologiques va plus vite que la tendance à une homogénéisation par les flux géniques interpopulations. Il y a là un exemple de course aux armements fragmentée (Dobson, Merenlender, 1991 *in* Combes, 1995). Il est à signaler que ce rythme d'émission infradien constitue une première dans l'histoire des schistosomes. Ce rythme est observé chez les deux espèces de schistosomes, *S. haematobium* et *S. mansoni* qui cohabitent dans le même site et les études épidémiologiques menées dans le site ont révélé de nombreuses personnes doublement infestées (voir Partie II). Il y a donc convergence de comportement hôte-parasite dont la conséquence se traduirait par une augmentation du risque d'infestation des populations riveraines.

Le risque d'infestation des populations est d'autant plus élevé lorsque l'on considère le temps de contact des personnes avec l'eau. Ce temps, d'au moins 30 minutes par demi-journée, par pêcheur, est largement suffisant pour la pénétration des cercaires à l'intérieur de l'hôte définitif vertébré. Nous avons montré que le risque est d'autant plus important que le pêcheur utilise des pièges à poissons par rapport aux autres engins de pêche et que le village dans lequel les bacs assurent la traversée des habitants est le village où les pêcheurs ont le moins de contact avec l'eau.

Le deuxième facteur pouvant expliquer le rythme infradien de l'émission cercarienne concerne les interactions qui peuvent s'établir entre les différentes espèces et populations de schistosome présentes dans ces régions : phénomènes d'introgession. Au Bénin il y a *S. haematobium* et *S. mansoni*, et autour du Bénin il y a des pays où on rencontre d'autres espèces de schistosome (*S. bovis*, *S. curassoni*, *S. guineensis*, *S. intercalatum*). Des études chez *S. mansoni* ont montré que le croisement de deux souches à variétés chronobiologiques différentes donne une descendance (F1) présentant les caractères des deux variétés (Théron & Combes 1988). Ces études, associées à l'existence de variétés chronobiologiques différentes chez *S. haematobium* en Afrique de l'Ouest (N'Goran *et al.*, 1997), pourraient expliquer le

rythme d'émission cercarienne de type infradien que nous avons observé. Mais cette hypothèse ne semble pas être soutenue par nos résultats dans la mesure où les différentes prospections ne nous ont pas révélé l'existence d'une autre espèce de schistosome autre que *S. mansoni* et *S. haematobium*.

### CONCLUSION PARTIE III

Nos résultats ont permis de montrer qu'il existe des interactions multiples tant dans le système mollusque-schistosome que dans le système vertébré-schistosome.

Au sein des interactions mollusque-schistosome, les résultats obtenus permettent d'affirmer que la transmission des populations de *S. haematobium* du Bénin est entretenue par au moins deux groupes de mollusques du genre *Bulinus* mais à des degrés différents. Il s'agit du groupe *africanus* dont le représentant est *B. globosus* et du groupe *forskalii* représenté par *B. forskalii*. Le groupe *africanus* se montre plus susceptible que le groupe *forskalii*. Nos résultats expérimentaux montrent une parfaite compatibilité des trois populations de *S. haematobium* du Bénin à *B. wrighti* du groupe *reticulatus*, allochtone. Le vecteur actif de *S. haematobium* dans le site de Toho-Todougba (sud Bénin) est *B. globosus* du groupe *africanus*. Celui de *S. haematobium* de Sô-Tchanhoué (sud Bénin) est *B. forskalii* du groupe *forskalii*. Le vecteur actif de *S. haematobium* de Doh (nord Bénin, proche du Niger) ne semble appartenir ni au groupe *africanus*, ni au groupe *forskalii*, et pourrait être *B. truncatus* du groupe *truncatus / tropicus*, mais nos résultats ne nous permettent pas d'être affirmatif. Les deux populations de *S. mansoni* endémiques du Bénin sont compatibles avec toutes les espèces de *B. pfeifferi* autochtones comme allochtones, voire compatibles avec *B. glabrata* du Brésil, vecteur de la schistosomose en Amérique du sud. Nos résultats montrent toutefois, chez *S. haematobium* uniquement, la difficulté d'interprétation des résultats de compatibilité et sont ainsi en accord avec cette difficulté déjà signalée dans la littérature. En effet, certaines populations locales de mollusques hôtes peuvent se révéler réfractaires à la population locale de parasite. Malgré cet aspect délicat d'interprétation, nos résultats sur la compatibilité hôte-parasite et sur l'ensemble des autres traits d'histoire de vie suggèrent, dans certains cas, l'existence d'une adaptation locale chez *S. haematobium*, par une plus importante production cercarienne et une meilleure survie dans les systèmes sympatriques. Par contre, il n'existerait pas d'adaptation locale chez *S. mansoni*. Toujours au sein des interactions mollusque-schistosome, nous avons montré que la charge miracidiale, l'espèce du parasite ou la population de mollusques influencent différemment les six traits d'histoire de vie qui caractérisent les interactions mollusque-schistosome : la période prépatente, la compatibilité, la production cercarienne pour le parasite et la croissance, la reproduction et la survie des mollusques. Nous avons montré que les infestations monomiracidiales s'accompagnent d'une production cercarienne plus importante par rapport aux infestations plurimiracidiales, impliquant l'existence d'une compétition intersporocystes au sein du mollusque et que le

parasite provoque un gigantisme chez son mollusque hôte et un arrêt total de sa fonction de reproduction.

Au sein des interactions vertébré-schistosome, nos analyses biométriques ont montré, à la fois chez *S. haematobium* et *S. mansoni*, une grande variabilité de forme et de taille des œufs. Les œufs participant à la transmission sont les plus variés en forme et les plus petits en taille avec un éperon bien développé et ceux impliqués dans la pathologie de l'hôte sont les moins variés en forme, les plus grands avec un éperon réduit. Concernant les cercaires, nous avons montré que les cercaires mâles étaient significativement plus grandes que les cercaires femelles et que ces dernières ont une infectivité moindre lorsque la taille du mollusque était plus importante. Ces résultats nous ont permis de proposer une explication au biais du sex-ratio généralement rencontré en faveur du mâle. Nos résultats ont également révélé l'existence d'un rythme infradien d'émission cercarienne horaire chez les deux espèces de schistosomes *S. haematobium* et *S. mansoni* avec trois temps d'émission. Les résultats de l'étude anthropologique réalisée dans le site de transmission mixte de Toho-Todounga montrent une parfaite synchronisation du comportement du parasite et du comportement humain. Le premier temps d'émission cercarienne s'observe aux premières heures de la journée (entre 6 heures et 8 heures) correspondant au premier temps d'intense activité de pêche sur le lac. Le deuxième temps d'émission des cercaires s'observe en milieu de la journée (entre 11 heures et 13 heures) et correspond au temps d'émergence normale des schistosomes humains. Le troisième temps s'observe au crépuscule et peut se poursuivre en scotophase. Ce dernier temps correspond à la deuxième période d'intense activité de pêche. Cette synchronisation du comportement vertébré-parasite se traduirait donc par une adaptation du parasite à son hôte vertébré.

## *CONCLUSION GENERALE ET PERSPECTIVES*

Notre étude avait deux grands objectifs : déterminer, dans le contexte de l'épidémiologie des schistosomes dans l'espace de la Communauté des Etats de l'Afrique de l'Ouest, le statut épidémiologique actuel du Bénin ; étudier l'écologie des interactions parasite-mollusque et parasite-vertébré. Les résultats concernant ces deux objectifs ont fait l'objet de discussions à chaque chapitre et de conclusions générales aux termes des deux parties correspondantes. Ainsi, dans cette conclusion générale et perspectives, nous ne reviendrons pas sur la discussion des résultats obtenus, mais, à partir de nos résultats, nous allons proposer des pistes de recherches sur ce qui reste à découvrir concernant les schistosomes au Bénin. Cette thèse ayant été volontairement généraliste, toutes les investigations débutées dans ce travail devraient pouvoir se poursuivre tant au plan épidémiologique qu'au plan écologique afin de pouvoir aider au contrôle de l'endémie.

Au plan épidémiologique, notre synthèse concernant l'espace de la Communauté des Etats de l'Afrique de l'Ouest (CEDEAO) a révélé la présence de quatre espèces de schistosomes humaines : trois espèces appartenant au groupe *haematobium*, *S. haematobium*, *S. guineensis*, et *S. intercalatum* et une espèce appartenant au groupe *mansoni*, *S. mansoni*, et de deux espèces de schistosomes d'animaux sauvages ou domestiques appartenant au groupe *haematobium*, *S. bovis* et *S. curassoni*. La particularité de cette zone est d'héberger cinq représentants du groupe *haematobium* sur les huit existant dans ce groupe et quatre espèces de schistosomes humaines sur les huit existant dans le monde.

Le Bénin présente une situation géographique au centre de l'espace CEDEAO et devrait héberger pour cette raison plus que les deux espèces *S. haematobium* et *S. mansoni* que nos résultats ont montré. En effet, plusieurs espèces de schistosomes ont été signalées dans les pays limitrophes et autres pays de l'espace CEDEAO ; pays avec qui le Bénin entretient des échanges de toutes natures (libre circulation des personnes, libre circulation des animaux domestiques et sauvages). Dans trois des quatre pays limitrophes du Bénin, en plus des deux espèces humaines de schistosomes, il a été signalé la présence de *S. guineensis* au Nigéria, au Niger et au Burkina-Faso. De plus, deux espèces d'intérêt vétérinaire, *S. bovis* et *S. curassoni* ont été également signalées dans ces différents pays. Nos résultats ont également montré la richesse malacologique des écosystèmes aquatiques béninois. Tous les mollusques potentiellement vecteurs des différentes espèces de schistosomes dans ces trois pays ont été récoltés au Bénin. La présence des trois espèces de schistosomes au Bénin, *S. guineensis*, *S. bovis* et *S. curassoni*, est très fortement probable. Il serait donc souhaitable que des programmes de recherches soient mis en place pour, non seulement rechercher ces nouvelles

espèces et éventuellement les hybrides qui pourraient exister dans ces sites de transmission, mais également pour une surveillance épidémiologique plus efficace.

Les résultats que nous avons obtenus sur les taux d'infestation élevés (jusqu'à 100%) de *S. haematobium* sur la population béninoise et l'absence des mollusques vecteurs naturellement parasités par *S. haematobium* dans les différents sites prospectés posent problème et nécessitent que des prospections plus larges soient menées afin de détecter les sites de transmission au niveau de chaque localité.

Notre découverte de l'espèce *I. exustus* pose vraiment le problème sur la possible introduction des espèces de schistosomes qui ont été normalement signalées chez les animaux d'élevage en Inde (*S. indicum*, *S. spindale*, *S. nasale*). La présence de cette espèce exotique pose également problème sur une extension possible des espèces déjà présentes. A l'opposé, si l'on considère la dynamique de la population de cette espèce, elle pourrait être utilisée pour limiter la prolifération de certains vecteurs de schistosomes, en l'occurrence *B. pfeifferi*, vecteur de *S. mansoni*. En effet, nos résultats ont montré que les deux espèces *B. pfeifferi* et *I. exustus* ne semblent pas partager le même biotope. Des recherches doivent être entreprises dans ce sens afin de mieux connaître les conséquences réelles de cette espèce sur l'épidémiologie des schistosomes au Bénin.

Au plan écologie, la richesse des mollusques présents dans les milieux ne nous a pas permis de réaliser de nombreuses expériences notamment sur la compatibilité hôte-parasite pourtant nécessaires pour mieux comprendre le rôle exact que joue chaque espèce et chaque population de mollusques potentiels vecteurs dans la transmission des schistosomes dans chaque région géographique du Bénin. En effet, du nord au sud du pays, les écosystèmes aquatiques présentent des profils divers tant au niveau géographique, hydrologique que climatologique.

Notre découverte de la relation positive entre le comportement des cercaires et celui de l'Homme dans un site de transmission mixte de Toho-Todougba nous donne envie de poursuivre ce type d'investigation pour d'autres sites et d'autres systèmes hôte-parasite. Les habitudes socio-culturelles des populations riveraines des principaux biotopes du Bénin n'étant pas similaires, les différentes espèces et populations de schistosomes du Bénin adoptent-elles une stratégie unique ou des stratégies différentes en fonction des comportements des populations humaines ?

## REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES

### A

- Adam K.S. & Boko M. (1983). Le Bénin. *Edition Flamboyant*.
- Adewunmi C.O., Furu P., Christensen N.O., Olorunmola F. (1991). Endemicity, seasonality and focality of transmission of human schistosomiasis in 3 communities in southwestern Nigeria. *Tropical Medicine and Parasitology* **42**, 332-334.
- Adoubryn K.D., Ouhon J., Yapo C.G., Assoumou E.Y., Ago K.M., Assoumou A. (2006). Epidemiological profile of the schistosomiasis in school children in the Agneby Region (South-East of Côte-d'Ivoire). *Bulletin de la Société de Pathologie Exotique* **99**, 28-31.
- Agbaya S.S., Yavo W., Menan E.I., Attey M.A. Kouadio L.P., Kone M. (2004). Intestinal helminthiasis among school children: preliminary results of a prospective study in Agboville in southern Côte d'Ivoire. *Santé* **14**, 143-147.
- Agbere A.D., Atakouma D.Y., Balaka B., Kessie K., Kuakuvi N., Gnamey D.K., Assimadi J.K. (1995). Gastrointestinal and urinary parasitic infection in children at a regional hospital center in Togo: some epidemiological aspects. *Médecine Tropicale* **55**, 65-67.
- Agbo K., Sodahlon Y.K., Clocuh F., Dogba M. (1999). The prevalence of schistosomiasis in Togo. A cross-sectional study conducted in a school setting. *Médecine Tropicale* **59**, 51-54.
- Agbolade O.M., Akinboye D.O., Fajebe O.T., Abolade O.M., Adebambo A.A. (2004). Human urinary schistosomiasis transmission foci and periode in an endemic town of Ijebu North, Southwest Nigeria. *Tropical Biomedical* **21**, 15-22.
- Agi P.I. (1995). Vesical schistosomiasis at Odau village in Ahoada Local Government Area, Rivers State, Nigeria. *West African Journal for Medicine* **14**, 6-10.
- Akogun O.B. (1990). Water demand and schistosomiasis among the Gumau people of Bauchi State, Nigeria. *Transactions of the Royal Society of Tropical Medicine and Hygiene* **84**, 548-550.
- Akufongwe P.F., Dakul D.A., Michael P.D., Dajagat P.D., Arabs W.L. (1996). Urinary schistosomiasis in rural communities of some local Government Areas in Plateau

- State, Nigeria: a preliminary parasitological and malacological survey. *Journal of Helminthology* **70**, 3-6.
- Amankwa J.A., Bloch P., Meyer-Lassen J., Olsen A., Christensen N.O. (1994). Urinary and intestinal schistosomiasis in the Tono Irrigation Scheme, Kassena/Nankana District, upper east region, Ghana. *Tropical Medicine and Parasitology* **45**, 319-323.
- Amole B.O., Jinadu M.K. (1994). Urinary schistosomiasis among school children in Ile-Ife, Nigeria. *African Journal of Medical Medicine Science* **23**, 249-252.
- Anosike J.C., Okere A.N., Nwoke B.E., Chukwu J.U., Nwosu D.C., Njoku-Tony R.F., Oguwuike T.U., Ezike M.N, Godwin, Okogun R.A., Obasi C.U., Ogbusu F.I., Onyirioha C.U., Ajero C.M., Dike M.U. (2003). Endemicity of vesical schistosomiasis in the Ebonyi Benue river valley, south eastern Nigeria. *International Journal of Hygiene and of Environmental Health* **206**, 205-210.
- Arene F.O., Ukpai E.T., Nwanze E.A. (1989). Studies on schistosomiasis in the Niger Delta: *Schistosoma intercalatum* in the urban city of Port Harcourt, Nigeria. *Public Health* **103**, 295-301.
- Aryeetey M.E., Wagatsuma Y., Yeboah G., Asante M., Mensah G., Nkrumah F.K., Kojima S. (2000). Urinary schistosomiasis in southern Ghana : 1. Prevalence and morbidity assessment in three (defined) rural areas drained by the Densu river. *Parasitology International* **49**, 155-163.
- Attwood S.W., Panasoponkul C., Upatham E.S., Meng X.H., Southgate V.R. (2002). *Schistosoma ovuncatum* n. sp. (Digenea : Schistosomatidae) from northwest Thailand and the historical biogeography of Southeast Asian *Schistosoma* Weinland, 1858. *Systematic Parasitology* **51**, 1-19.
- Ayivi N. (1978). Contribution à l'étude de la schistosomose génito-urinaire dans la vallée du Mono. Aspects épidémiologiques et prophylactiques. *Thèse de médecine*, Faculté des Sciences de la Santé, Université d'Abomey-Calavi, Bénin **032** , 118p.

## B

- Bara A., Poda J.N., Sawadogo L.L., Brémond P., Tiendré-Beogo H. (1998). Mise en évidence de *Schistosoma bovis* et de *Schistosoma curassoni* au Burkina Faso. *Burkina médecine* **2**, 5-7.

- Bayne C.J. & Loker E.S. (1987). Survival within the snail host. *in* The Biology of Schistosomes, *Academic Press, London*.
- Bayssade-Dufour C. (1979). L'appareil sensoriel des cercaires et la systématique des trématodes digénétiques. *Mémoires du Muséum National d'Histoire Naturelle, Série A* **113**, 81p.
- Bello A.B. & Edungbola L.D. (1992). *Schistosoma haematobium*: a neglected common parasitic disease of childhood in Nigeria. Incidence and intensity of infection. *Acta Paediatrics* **81**, 601-604.
- Betterton C., Fryer S.E., Wright C.A. (1983). *Bulinus senegalensis* (Mollusca: Planorbidae) in northern Nigeria. *Annals of Tropical Medicine and Parasitology* **77**, 143-149.
- Betterton C., Ndifon G.T., Basse S.E., Tan R.M., Oyeyi T. (1988). Schistosomiasis in Kano State, Nigeria. I. Human infections near dam sites and the distribution and habitat preferences of potential snail intermediate hosts. *Annals of Tropical Medicine and Parasitology* **82**, 561-570.
- Birrie H., Balcha F., Bizuneh A., Bero G. (1996). Susceptibility of Ethiopian bulinid snails to *Schistosoma haematobium* from Somalia. *East African Medical Journal* **73**, 76-77.
- Birrie H., Berhe N., Tedla S., Gemedo N. (1993). *Schistosoma haematobium* infection among Ethiopian prisoners of war (1977-1988) returning from Somalia. *Ethiopian Medical Journal* **31**, 259-264.
- Boissier J. (2001). Sexe et schistosome: écologie des interactions hôte-parasite et parasite-parasite. *Thèse de doctorat*, Université de Perpignan.
- Boissier J., Jarkovsky J., Morand S., Moné H. (2004). A model to explain the origin of a parasite sex-specific population structure. *Theoretical Population Biology* **66**, 269-276.
- Boissier J., Morand S., Moné H. (1999). A review of performance and pathogenicity of male and female *Schistosoma mansoni* during the life cycle. *Parasitology* **119**, 447-454.
- Boko M. (1999). Le relief du Bénin. *Edition Flamboyant*
- Bosompem K.M., Bentum I.A., Otchere J., Anyan W.K., Brown C.A., Osada Y., Takeo S., Kojima S., Ohta N. (2004). Infant schistosomiasis in Ghana: a survey in an irrigation community. *Tropical Medicine and International Health* **9**, 917-922.
- Bourgat R. & Sim-Dozou K. (1977). Principaux Gastéropodes vecteurs de Trématodes au Togo. *Haliotis* **8**, 187-193.
- Bretagne S., Rey J.L., Sellin B., Mouchet F., Roussin S. (1985). *Schistosoma haematobium* bilharziosis and urinary infections. Study of their relationship in 2 villages of Niger. *Bulletin de la Société de Pathologies Exotiques Filiales* **78**, 79-88.

- Brémond P., Sellin E., Nameau B., Labbo R., Théron A., Combes C. (1993). Arguments en faveur d'une modification du genome (introgression) du parasite humain *Schistosoma haematobium* par des gènes de *S. bovis*, au Niger. *Comptes Rendus de l'Académie des Sciences Série III Science de la Vie* **316**, 667-670.
- Brinkmann U.K., Korte R., Schmidt-Ehry B. (1988b). The distribution and spread of schistosomiasis in relation to water resources development in Mali. *Tropical Medicine and Parasitology* **39**, 182-185.
- Brinkmann U.K., Werler C., Traore M., Korte R. (1988a). The National Schistosomiasis Control Programme in Mali, objectives, organization, results. *Tropical Medicine and Parasitology* **39**, 157-161.
- Brown D. (1994). Freshwater snails of Africa and their medical importance. *Taylor & Francis*, 608p.

## C

- Campagne G., Poda J.N., Garba A., Bremond P., Labbo R. et al. (1998). Le risque bilharzien dans la région du barrage de Bagré, Burkina Faso. *Médecine Tropicale* **58**, 415-416.
- Chaine J.P. & Malek E.A. (1983). Urinary Schistosomiasis in the Sahelian region of the Senegal River Basin. *Tropical Geographic Medicine* **35**, 249-256.
- Chigblo S.P.E. (2003). Evaluation de l'endémicité bilharzienne à *Schistosoma haematobium* par questionnaire en milieu scolaire dans les Départements de l'Ouémé et du Plateau. *Thèse de médecine, Faculté des Sciences de la Santé, Université d'Abomey-Calavi, Bénin* **1036**, 76p.
- Chikwem J.O. & Alaku O.S. (1987). A retrospective study of nine years' hospital records of schistosomiasis in north-eastern Nigeria. *Transactions of the Royal Society of Tropical Medicine and Hygiene* **81**, 383-384.
- Chippaux J.P., Boulanger D., Bremond P., Campagne G., Vera C., Sellin B. (1997). The World Health Organisation Collaborating Center for Research and Control of Schistosomiasis at Niamey, Niger. *Memorias do Instituto Oswaldo Cruz* **92**, 725-728.
- Chippaux J.P., Garba A., Boulanger D., Ernould J.C., Engels D. (2000). Reduced morbidity of schistosomiasis: report from an expert workshop on the control of schistosomiasis held at Cermes. *Bulletin de la Société de Pathologie Exotique* **93**, 356-360.

- Chippaux J.P., Massougbodji A., Zomadi A., Kindafodji B.M. (1990). Etude épidémiologique des schistosomes dans un complexe lacustre côtier de formation récente. *Bulletin de la Société de Pathologie Exotique* **83**, 498-509.
- Chu K.Y., Sabbaghian H., Massoud J. (1966). Host-parasite relationship of *Bulinus truncatus* and *Schistosoma haematobium* in Iran. *Bulletin of World Health Organisation* **34**, 121-130.
- Chugh K.S., Harries A.D., Dahniya M.H., Nwosu A.C., Gashau A., Thomas J., Thaliza T.D., Hogger S., Ajewski Z., Onwuchekwa A.C. (1986). Urinary schistosomiasis in Maiduguri, north east Nigeria. *Annals of Tropical and Medicine Parasitology* **80**, 593-599.
- Colette J., Sellin B., Garrigue G., Simonkovich E. (1982). Epidemiological study of substitution of *Schistosoma haematobium* by *Schistosoma mansoni* in a schistosomiasis endemic area of West Africa, (Upper Volta). *Médecine Tropicale* **42**, 289-296.
- Combes C. (1980). Les mécanismes de recrutement chez les métazoaires parasites et leur interprétation en termes de stratégies démographiques. *Vie et Milieu* **30**, 55-63.
- Combes C. (1983). Les parasites et leurs cibles vivantes. *Pour la Science* **70**, 64-72.
- Combes C. (1988). L'adaptation. *Dossiers Pour la Science*, Belin
- Combes C. (1990). Where do human Schistosomes come from ? An evolutionary approach. *Trends in Ecology and Evolution* **5**, 334-337.
- Combes C. (1995). Interactions durables: Ecologie et Evolution du Parasitisme. *Collection Ecologie* **26**, Masson, Paris.
- Combes C. & Théron A. (1977). Rythmes d'émergence des cercaires de Trématodes et leur intérêt dans l'infestation de l'homme et des animaux. *Instituto de Biologia Publicaciones* 4 (speciales vol. in memoriam Prof Caballero y Caballero), 141-150.
- Combes C., Albaret J.L., Arvy L., Bartoli P., Bayssade-Dufour C., Deblock S., Durette-Desset M. C., Gabrion C., Jourdan J., Lambert A., Leger N., Maillard C., Matricon M., Nassi H., Prevot G., Richard J., Théron A. (1980). Atlas mondial des cercaires. *Mémoires du Muséum National d'Histoire Naturelle Série A* **115**, 235p.
- Combes C., Bayssade-Dufour C., Cassone J. (1976). Sur l'imprégnation et le montage des cercaires pour l'étude chétotaxique. *Annales de Parasitologie Humaine Comparée* **51**, 399-400.
- Combes C., Touassem R., Mouahid A. (1983). Mise en évidence de l'intervention de sporocystes répliqueurs dans le cycle biologique de *Schistosoma bovis* (Sonsino, 1876) Blanchard, 1895. *Bulletin de la Société Française de Parasitologie* **1**.

- Corachan M., Ruiz L., Valls M.E., Gascon J. (1992). Schistosomiasis and the Dogon country (Mali). *American Journal of Tropical Medicine and Hygiene* **47**, 6-9.
- Coulibaly G.D.M, Madsen H, Dabo A, Traore M, Keita S. (2004). Comparison of schistosome transmission in a single- and a double-cropped area in the rice irrigation scheme, 'Office du Niger', Mali. *Acta Tropica* **91**, 15-25.
- Crespo M.V., Rosa F., Simoes M., Jorge A.T., Napoco A., Rodrigues N., Cotor M., Ferreira M.L. (2002). Contribution to the study of the helminths of cattle in Guinea-Bissau. Epidemiological aspects. *Garcia de Orta. Série Zoologia* **24**, 161-166.

## D

- Dabo A., Sow M.Y., Sangare L., Maiga I., Keita A., Bagayoko Y., Kouriba B., Doumbo O. (2003). Transmission of schistosomiasis in an urban population and prevalence of intestinal helminthiasis in Bamako, Mali. *Bulletin de la Société de Pathologie Exotique* **96**, 187-190.
- Davies S.J. & McKerrow J.H. (2003). Developmental plasticity in schistosomes and other helminths. *International Journal for Parasitology* **33**, 1277-1284.
- De Clercq D., Rollinson D., Diarra A., Sacko M., Coulibaly G., Landoure A., Traore M., Southgate V.R., Kaukas A., Vercruyse J. (1994). Schistosomiasis in Dogon country, Mali: identification and prevalence of the species responsible for infection in the local community. *Transactions of the Royal Society of Tropical Medicine and Hygiene* **88**, 653-656.
- De Clercq D., Vercruyse J., Picquet M., Shaw D.J., Diop M., Ly A., Gryseels B. (1999). The epidemiology of a recent focus of mixed *Schistosoma haematobium* and *Schistosoma mansoni* infections around the 'Lac de Guiers' in the Senegal River Basin, Senegal. *Tropical Medicine and International Health* **4**, 544-550.
- De Clercq D., Vercruyse J., Sene M., Seck I., Sall C.S.M., Ly A., Southgate V.R. (2000). The effects of irrigated agriculture on the transmission of urinary schistosomiasis in the Middle and the Upper Valleys of the Senegal River basin. *Annals of Tropical Medicine and Parasitology* **94**, 581-590.
- Dennis E.V.P, Holzer B., Hanson A., Saladin B., Saladin K., Degremont A. (1983). Studies on the epidemiology of schistosomiasis in Liberia: the prevalence and intensity of

schistosomal infections in Bong Country and the bionimics of the snail intermediate hosts. *Acta Tropica* **40**, 205-229.

Desprès L., Imbert-Establet D., Combes C., Bonhomme F. (1992). Molecular evidence linking hominid evolution to recent radiation of schistosomes (Platyhelminthes : Trematoda). *Molecular Phylogenetics and Evolution* **1**, 295-304.

Digital Chart of the World (DCW). 2004. Produit de l'«Environmental Systems Research Institut, Inc. (ESRI)», Source: <http://www.maproom.psu.edu/dcw>.

Doumbo O., Dabo A., Diallo M., Doucoure B., Akory A.I., Baliqye H., Quilici M. (1992). Epidemiology of human urban schistosomiasis in Bamako in Mali (the case of the "populous" quarter of Bankoni). *Médecine Tropicale* **52**, 427-434.

Doumenge J.P. Mott K.E., Cheung C., Villenave D., Chapuis O., Perrin M.F., Reaud-Thomas G. (1987). Atlas de la répartition mondiale des schistosomiasés. *Telence (Presse universitaires de Bordeaux)*, 400p.

Duplantier J.M. & Sene M. (2000). Rodents as reservoir hosts in the transmission of *Schistosoma mansoni* in Richard-Toll, Senegal, West Africa. *Journal of Helminthology* **74**, 129-135.

## E

Edungbola L.D., Asaolu S.O., Omonisi M.K., Aiyedun B.A. (1988). *Schistosoma haematobium* infection among schoolchildren in the Babana district, Kwara State, Nigeria. *African Journal of Medical Medicine Science* **17**, 187-193.

Ejezie G.C. (1981). The parasitic diseases of school children in Lagos State, Nigeria. *Acta Tropica* **38**, 79-84.

Ejezie G.C., Uko I.E., Braide E.I. (1991). Schistosomiasis in Cross River State, Nigeria: 1. Prevalence and intensity of infection in Adim, Akamkpa Local Government Area. *Journal of Hygiene, Epidemiology, Microbiology and Immunology* **35**, 141-147.

Ekanem E.E., Asindi A.A., Ejezie G.C., Antia-Obong O.E. (1994). Effect of *Schistosoma haematobium* infection on the physical growth and school performance of Nigerian children. *Central African Journal of Medicine*. **40**, 38-44.

Ekanem E.E., Ejezie G.C., Asindi A.A., Antia-Obong O.E. (1995). Urinary symptoms and blood pressure of children with *Schistosoma haematobium* infection in south-eastern Nigeria. *East African Medicine Journal* **72**, 486-489.

- Encarta (2003). *Collection Microsoft 2003*. Source : <http://www.encarta.com>
- Emejulu A.C., Alabaronye F.F., Ezenwaji H.M., Okafor F.C. (1994). Investigation into the prevalence of urinary schistosomiasis in the Agulu Lake area of Anambra State, Nigeria. *Journal of Helminthology* **68**, 119-123.
- Ernould J.C. (1996). Epidémiologie des schistosomoses humaines dans le Delta du fleuve Sénégal. Phénomène récent de compétition entre *Schistosoma haematobium* Sambon, 1907 et *S. mansoni* (Bilharz, 1852). *Paris: Université de Paris XII*, 474 p.
- Ernould J.C., Garba A., Labbo R., Kaman A.K., Sidiki A., Djibrilla A., Chippaux J.P. (2004). Heterogeneity of *Schistosoma haematobium* transmission in irrigated fields. *Bulletin de la Société de Pathologie Exotique* **97**, 19-23.
- Ernould J.C., Kaman A., Labbo R., Couret D., Chippaux J.P. (2000). Recent urban growth and urinary schistosomiasis in Niamey, Niger. *Tropical Medicine and International Health* **6**, 431-437.
- Ernould J.C., Labbo R., Chippaux J.P. (2003). Course of urinary schistosomiasis in Niamey, Niger. *Bulletin de la Société de Pathologie Exotique* **96**, 173-177.

## F

- FAO. (2002). Fishery country profile. *Report nr FID/CP/MLI*. Rév. 4.
- Flye Sainte-Marie F. & Sellin B. (1978). L'endémie bilharzienne dans la province de l'Ouémé (République Populaire du Bénin). Enquête parasitologique. *Document Technique O.C.C.G.E.* **6664**, 6p.
- Frandsen F. (1975). Host-parasite relationship of *Bulinus forskalii* (Ehrenberg) and *Schistosoma intercalatum* Fisher 1934, From Cameroun. *Journal of Helminthology* **49**, 73-84.
- Frandsen F. (1979a). Studies of the relationships between *Schistosoma* and their intermediate hosts. II. The genus *Bulinus* and *Schistosoma haematobium* from Sudan, Zaïre and Zambia. *Journal of Helminthology* **53**, 205-212.
- Frandsen F. (1979b). Studies of the relationship between *Schistosoma* and their intermediate hosts. III. The genus *Biomphalaria* and *Schistosoma mansoni* from Egypt, Kenya, Sudan, Uganda, West Indies (St. Lucia) and Zaire (two different strains: Katanga and Kinshasa). *Journal of Helminthology* **53**, 321-348.

## G

- Garba A., Campagne G., Poda J.N., Parent G., Kambire R., Chippaux J.P. (1999). Schistosomiasis in the region of Ziga (Burkina Faso) before the construction of a dam. *Bulletin de la Société de Pathologie Exotique* **92**, 195-197.
- Garba A., Kinde-Gazard D., Makoutode M., Boyer N., Ernould J.C., Chippaux J.P., Massougboji A. (2000). Preliminary evaluation of morbidity due to *S. haematobium* and *S. mansoni* in the area of the future Adjarala Dam in Benin. *Santé* **10**, 323-328.
- Garba A., Labbo R., Tohon Z., Sidiki A., Djibrilla A. (2004). Emergence of *Schistosoma mansoni* in the Niger River valley, Niger. *Transactions of the Royal Society of Tropical Medicine and Hygiene* **98**, 296-298.
- Garba A., Tohon Z., Sidiki A., Chippaux J.P., De Chabalier F. (2001). Efficacité et tolérance du praziquantel chez l'enfant d'âge scolaire en zone hyper-endémique à *Schistosoma haematobium* (Niger, 1999). *Bulletin de la Société de Pathologie Exotique* **94**, 42-45.
- Garba A., Touré S., Dembelé, Bosque-Oliva E., Fenwick A. (2006). Implementation of national schistosomiasis control programmes in West Africa. *Trends in Parasitology* **22**, 322-326.
- Gérard C., Moné H., Théron A. (1993). *Schistosoma mansoni* - *Biomphalaria glabrata* : dynamics of the sporocyst population in relation to the miracidial dose and the host size. *Canadian Journal of Zoology* **71**, 1880-1885.
- Gyorkos T.W., Camara B., Kokoskin E., Carabin H., Prouty R. (1996). Survey of parasitic prevalence in school-aged children in Guinea (1995). *Santé* **6**, 377-381.

## H

- Houkonnou V. (1977). Contribution à l'étude de la schistosomose génito-urinaire dans la vallée de l'Ouémé : Aspects épidémiologiques, cliniques et prophylactiques. *Thèse de médecine, Faculté des Sciences de la Santé, Université d'Abomey-Calavi, Bénin* **010**, 81p.
- Houssou A.A. (2001). Evolution de statut parasitologique urinaire et intestinal, un an après traitement au praziquantel, en milieu scolaire dans les départements du Mono et du

Couffo. *Thèse de médecine, Faculté des Sciences de la Santé, Université d'Abomey-Calavi, Bénin 944*, 74p.

Hunter J.M. (2003). Inherited of disease: agricultural dams and the persistence of bloody urine (*Schistosomiasis haematobium*) in the Upper East Region of Ghana, 1959-1997. *Social Science and Medicine* **56**, 219-234.

## I

Imbert-Establet D. (1982). Natural infestation of wild rats by *Schistosoma mansoni* in Guadeloupe: quantitative data on the development and fertility of the parasite. *Annales de la Parasitologie Humaine Comparée* **57**, 573-585.

INSAE (2002). Recensement Général de la Population et de l'Habitat, 3.

## J

Jones C.R. (1973). Health component in the Volta Lake research project. Report on project results, conclusions and recommendations. WHO unpublished document *AFR/PHA/115/AFR/Schist/27*, 19-21.

Joubert P.H., Pretorius S.J., Kruger F.J. (1991). Further studies on the susceptibility of *Bulinus africanus* to infection with *Schistosoma haematobium*. *Annals of Tropical Medicine and Parasitology* **85**, 253-258.

## K

Kardorff R., Traore M., Diarra A., Sacko M., Maiga M., Franke D., Vester U., Hansen U., Traore H.A., Fongoro S., *et al.* (1994). Lack of ultrasonographic evidence for severe hepatosplenic morbidity in *schistosomiasis mansoni* in Mali. *American Journal of Tropical Medicine and Hygiene* **51**, 190-197.

Kaltz O. & Shykoff J.A. (1998). Local adaptation in host-parasite systems. *Heredity* **81**, 361-370.

- Kazura J.W., Neill M., Peters P.A., Dennis E. (1985). Swamp rice farming: possible effects on endemicity of schistosomiasis *mansoni* and *haematobium* in a population in Liberia. *American Journal of Tropical Medicine and Hygiene* **34**, 107-111.
- Kéchemir N. & Théron A. (1980). Existence of replicating sporocysts in the development cycle of *Schistosoma haematobium*. *Journal of Parasitology* **66**, 1068-1070.
- Kéchemir N. & Théron A. (1989). Dynamics of the intramolluscan larval development of *Schistosoma haematobium*: replication of daughter sporocysts and cercarial production. *Journal of Helminthology* **63**, 1-5.
- Kéchemir N. & Théron A. (1997). Intraspecific variation in *Schistosoma haematobium* from Algeria. *Journal of Helminthology* **71**, 29-33.
- Keiser J., N'Goran E.K., Singer B.H., Lengeler C., Tanner M., Utzinger J. (2002). Association between *Schistosoma mansoni* and hookworm infections among schoolchildren in Côte d'Ivoire. *Acta Tropica* **84**, 31-41.
- Kolawolé A. & Boko M. (1993). Carte climatique et zonale du Bénin. *Edition Flammarion*.
- Kristensen T.K. & Ogunnowo O. (1987). *Indoplanorbis exustus* (Deshayes, 1834), a freshwater snail new for Africa, found in Nigeria (Pulmonata: Planorbidae). *Journal of Molluscan Studies* **53**, 245-246.

## L

- Labbo R., Ernould J.C., Djibrilla A., Sidiki A., Chippaux J.P. (2003a). Transmission of *Schistosoma haematobium* in the town of Niamey, Niger. *Bulletin de la Société de Pathologie Exotique* **96**, 178-182.
- Labbo R., Garba A., Louboutin-Croc J.P., Ernould J.C., Sellin B., Chippaux J.P., Stothard J.R. (2003b). The spread of *Biomphalaria pfeifferi* in the River valley, Niger. *Annals of Tropical Medicine and Parasitology* **97**, 209-212.
- Landoure A., van der Werf M.J., Traore M., de Vlas S.J. (2003). Evaluation of case management in the integrated schistosomiasis-control programme in Mali. *Annals of Tropical Medicine and Parasitology* **97**, 723-736.
- Lapierre J., Amedome A., Tourte-Schaefer C., Agbo K., Kotor T., Faurant C., Ancelle T., Heyer F., Dupouy-Camet J. (1984). Epidemiologic study of 2 foci of *Schistosoma mansoni* bilharziasis in Togo (Lama Kara and Kpalime). Comparative efficacy of oltipraz (RP 35972). *Médecine Tropicale* **44**, 113-119.

- Lapierre J., Keita A., Faurant C., Heyer F., Tourte-Schaefer C., Ancelle T., Dupouy-Camet J. (1983). A propos du traitement de 700 cas de bilharziose par les médicaments récents : Oxamniquine, Oltipraz, Praziquantel. *Bulletin de la Société de Pathologie Exotique* **76**, 526-533.
- Lapierre J., Tourte-Schaefer C., Amedome A. (1988a). Peut-on contacter la bilharziose à *S. mansoni* dans le lac Togo ou ses abords ? *Bulletin de la Société de Pathologies Exotiques Filiales* **81**, 249-252.
- Lapierre J., Tourte-Schaefer C., Dupouy-Camet J., Cot M., Heyer F., Faurant C. (1992). Complement to the epidemiologic study of the focus of *Schistosoma mansoni* bilharziasis in Kara (northern Togo). *Bulletin de la Société de Pathologie Exotique* **85**, 232-237.
- Lapierre J., Tourte-Schaefer C., Dupouy-Camet J., Heyer F., Faurant C. (1988b). An epidemiologic study of a focus of *Schistosoma mansoni* bilharziasis in Kara (North Togo). *Bulletin de la Société de Pathologies Exotiques Filiales* **81**, 861-868.
- Lwambo N.J.S., Upatham E.S, Kruatrachue M., Viyanant V. (1987). The host-parasite relationship between the Saudi Arabian *Schistosoma mansoni* and its intermediate and definitive hosts. 1. *S. mansoni* and its local snail host *Biomphalaria Arabica*. *Southeast Asian Journal of tropical Medicine and Public Health* **18**, 156-165.

## M

- Mafe M.A., von Stamm T., Utzinger J., N'Goran E.K. (2000). Control of urinary schistosomiasis: an investigation into the effective use of questionnaires to identify high-risk communities and individuals in Niger State, Nigeria. *Tropical Medicine and International Health* **5**, 53-63.
- Mafiana C.F., Ekpo U.F., Ojo D.A. (2003). Urinary schistosomiasis in preschool children in settlements around Oyan Reservoir in Ogun State, Nigeria: implications for control. *Tropical Medicine and International Health* **8**, 78-82.
- Malek E.A. (1985). Snail hosts of schistosomiasis and other snail-transmitted diseases in Tropical America: A manual. *Pan American Health Organisation, Scientific Publication* **478**, 325p.
- Malek E.A. & Cheng T.C. (1974). Medical and economic malacology. *Academic Press*, New York and London, 398p.

- Manning S.D., Woolhouse M.E.J., Ndamba J. (1995). Geographic compatibility of the freshwater snail *Bulinus globosus* and schistosomes from the Zimbabwe highveld. *International Journal for Parasitology* 25, 37-42.
- Menan E.I.H., Nebavi N.G.F., Adjetey T.A.K., Assavo N.N., Kiki-Barro P.C., Kone M. (1997). Profil des helminthiases chez les enfants d'âge scolaire dans la ville d'Abidjan. *Bulletin de la Société de Pathologie Exotique* 90, 51-54.
- Meuleman E.A. (1972). Host-parasite interrelationships between the freshwater pulmonate *Biomphalaria pfeifferi* and the trematode *Schistosoma mansoni*. *Netherlands Journal of Zoology* 22, 355-427.
- Mgeni A. F. K., Mc Cullough F.S., Dixa H. (1990). Metrifonate in the control of urinary schistosomiasis in Zanzibar. *Bulletin of the World Health Organisation* 68, 721-729.
- Minchella D.J. (1985). Host life-history variation in response to parasitism. *Parasitology* 90, 205-216.
- Moné H. & Boissier J. (2004). Sexual biology of schistosomes. *Advances in Parasitology* 57: 89-189.
- Moné H., Mouahid G., Morand S. (2000). The distribution of *Schistosoma bovis* Sonsino, 1876 in relation to intermediate host mollusc-parasite relationships. *Advances in Parasitology* 44, 99-138.
- Montresor A., Urbani C., Camara B., Bha A.B., Albonico M., Savioli L. (1997). Preliminary survey of a school health program implementation in Guinea. *Médecine Tropicale* 57, 294-298.
- Mouahid A. (1994). Biologie et écologie de la transmission dans le modèle *Schistosoma bovis*: implications dans le contrôle biologique. *Université de Perpignan – Université de Marrakech, Perpignan*. 295p.
- Mouahid A. & Combes C. (1987). Genetic variability of *Schistosoma bovis* cercarial production according to miracidial dose. *Journal of Helminthology* 61, 89-94.
- Mouahid & Théron A. (1987). *Schistosoma bovis*: variability of cercarial production as related to the snail hosts: *Bulinus truncatus*, *B. wrighti* and *Planorbium metidjensis*. *International Journal for Parasitology* 17, 1431-1434.
- Mouchet F., Develoux M., Balla Magassa M., Sellin B. (1988). Epidemiological study of a focus of *Schistosoma mansoni* in Bana (Niger). *Médecine Tropicale* 48, 209-213.
- Mouchet F., Rey J.L., Cunin P. (1987). Découverte d'*Indoplanorbis exustus* (Planorbidae, Bulininae) à Yamoussoukro, Côte d'Ivoire. *Bulletin de la Société de Pathologie Exotique* 80, 811-812.

- Mouchet F., Théron A., Brémond P., Sellin E., Sellin B. (1992). Pattern of cercarial emergence of *Schistosoma curassoni* from Niger and comparison with three sympatric species of schistosomes. *Journal of Parasitology* **78**, 61-63.
- Mouchet F., Vera C., Bremond P., Devidas A., Sellin B. (1990). Urinary schistosomiasis in the Saharan mountain plateau of Air (Republic of Niger). *Bulletin de la Société de Pathologie Exotique* **83**, 249-256.
- Mouchet F, Vera C, Brémond P, Théron A. (1989). Preliminary observations on *Schistosoma curassoni* Brumpt, 1931 in Niger. *Transactions of the Royal Society of Tropical Medicine and Hygiene* **83**, 811-811.
- MSP/DPP. (2001). Ministère de la Santé Publique. *Annuaire des statistiques sanitaires. MSP, DPP, Bénin*.
- Mungali I.A., Jabo B.A, Agwu N.P. (2004). A review of appendicectomy in Sokoto, North-western Nigeria. *Niger Journal of Medicine* **13**, 240-243.

## N

- Napo K.B. (2000). La schistosomose en milieu scolaire dans le département du Couffo, profil parasitaire, coprologie, urinaire et malacologique; morbidité urinaire. *Thèse de médecine, Faculté des Sciences de la Santé, Université d'Abomey-Calavi, Bénin* **901**, 92p.
- Ndifon G.T., Betterton C., Rollinson D. (1988). *Schistosoma curassoni* Brumpt, 1931 and *S. bovis* (Sonsino, 1876) in cattle in northern Nigeria. *Journal of Helminthology* **62**, 33-34.
- Nduka F.O., Etusim P.E., Nwaugo V.O., Oguariri R.M. (2006). The effects of quarry mining on the epidemiology of *Schistosoma haematobium* in schoolchildren, in Ishiagu, south-eastern Nigeria. *Annals of Tropical Medicine and Parasitology* **100**, 155-161.
- N'Goran E.K., Brémond P., Sellin E., Sellin B., Théron A. (1997). Intraspecific diversity of *Schistosoma haematobium* in West Africa : chronobiology of cercarial emergence. *Acta Tropica* **66**, 35-44.
- N'Goran E.K., Utzinger A.N., Müller I., Zamblé K., Lohourignon K.L., Traoré M., Sosthène B.A., Lengeler C., Tanner M. (2001). Reinfection with *Schistosoma haematobium* following school-based chemotherapy with praziquantel in four highly endemic villages in Côte d'Ivoire. *Tropical Medicine and International Health* **6**, 817-825.

Nmorsi O.P.G., Egwunyenga A.O., Bajomo D.O. (2001b). A survey of urinary schistosomiasis in a rural community in Edo State, Nigeria. *Acta Medica et Biologica* **49**, 25-29.

Nmorsi O.P.G., Egwunyenga A.O., Okholo O.E. (2001a). *Schistosoma haematobium* infections in two rural communities in Edo State, Nigeria. *Southeast Journal of Tropical Medicine and Public Health* **32**, 570-574.

## O

Odunlami F.V. (1986). Epidémiologie de la bilharziose uro-génitale et du cancer de la vessie chez les bilharziens dans la vallée de l'Ouémé. *Thèse de médecine*, Faculté des Sciences de la Santé, *Université d'Abomey-Calavi, Bénin* **296**, 160p.

Ofoezie I.E. (1999). Distribution of freshwater snails in the man-made Oyan Reservoir, Ogun State, Nigeria. *Hydrobiologia* **416**, 181-191.

Ofoezie I.E. (2000). Patterns of reinfection following praziquantel treatment of urinary schistosomiasis at a period of low transmission. *Acta Tropica* **75**, 123-126.

Ofoezie I.E. (2002). Human health and sustainable water resources development in Nigeria: schistosomiasis in artificial lakes. *Natural Resources Forum* **26**, 150-160.

Ofoezie I.E., Imevbore A.M., Balogun M.O., Ogunkoya O.O., Asaolu S.O. (1991). A study of an outbreak of schistosomiasis in two resettlement villages near Abeokuta, Ogun State, Nigeria. *Journal of Helminthology* **65**, 95-102.

Ogbeide O., Okojie O., Wagbatsoma V., Isah E. (1994). *Schistosoma haematobium* in rural school children in Nigeria. *West African Journal of Medicine* **13**, 31-33.

Okoli C.G. & Iwuala M.O. (2004). The prevalence, intensity and clinical signs of urinary schistosomiasis in Imo state, Nigeria. *Journal of Helminthology* **78**, 337-342.

Okoli E.I. & Odaibo A.B. (1999). Urinary schistosomiasis among schoolchildren in Ibadan, an urban community in south-western Nigeria. *Tropical Medicine and International Health* **4**, 308-315.

Okon O.E. & Umeche N. (2003). Distribution of urinary schistosomiasis among high school students in Utukwang, Obudu, Cross River State of Nigeria. *Global Journal of Medical Sciences* **2**, 19-22.

OMS (1998). Rapport de consultation informelle des experts sur la lutte contre les schistosomiasis.

Ozumba N.A., Christensen N.O., Nwosu A.B.C., Nwaorgu O.C. (1989). Endemicity, focality and seasonality of transmission of human schistosomiasis in Amagunze village, eastern Nigeria. *Journal of Helminthology* **63**, 206-212.

## P

Pagès J.R. (1988). Variabilité génétique et hybridations chez les schistosomes. *Thèse, Université de Montpellier*, 211p.

Pagès J.R. & Théron A. (1989). *Schistosoma intercalatum* : variations morphologiques et biométriques des œufs en relation avec la localisation chez l'hôte définitif et l'origine géographique du parasite (Cameroun et Zaïre). *Annales de Parasitologie Humaine Comparée* **64**, 208-216.

Pagès J.R., Durand P., Southgate V.R., Tchuenté Tchuenté L.A., Jourdan J. (2001). Molecular arguments for splitting of *Schistosoma intercalatum*, into two distinct species. *Parasitology Research* **87**, 57-62.

Pagès J.R., Jourdan J., Vaughan R., Southgate R., Tchuenté Tchuenté L.A. (2003). Reconnaissance de deux espèces jumelles au sein du taxon *Schistosoma intercalatum* Fisher, 1934, agent de la schistosomose humaine rectale en Afrique. Description de *Schistosoma guineensis* n.sp. Taxonomie, écologie et évolution des métazoaires parasites (Livre hommage à Louis Euzet). *Tome II. Edition Combes C. & Jourdan J.*, 139-146.

Paraense W.L. & Pointier J.P. (2003). *Physa acuta* Draparnaud, 1805 (Gastropoda : Physidae) : a study of topotypic specimens. *Memorias do Instituto Oswaldo Cruz* **98**, 513-517.

Poda J.N., Dianou D., Kambou T., Sawadogo B., Sondo B. (2001a). Etude comparative de trois foyers bilharziens à *Schistosoma haematobium* au Burkina Faso. *Bulletin de la Société de Pathologie Exotique* **94**, 25-28.

Poda J.N., Sondo B., Parent G. (2003). Impact of water resource installations on the distribution of schistosomiasis and its intermediary hosts in Burkina Faso. *Santé* **13**, 49-53.

Poda J.N., Sorgho H., Dianou D., Sawadogo B., Kambou T., Parent G., Sondo B. (2001b). Profil parasitologique de la schistosomose urinaire du complexe hydroagricole du Sourou au Burkina Faso. *Bulletin de la Société de Pathologie Exotique* **94**, 21-24.

- Poda J.N., Traore A., Sondo B.K. (2004a). Schistosomiasis endemic in Burkina Faso. *Bulletin de la Société de Pathologie Exotique* **97**, 47-52.
- Poda J.N., Wango S.P., Sorgho H., Dianou D. (2004b). Recent evolution of schistosomiasis in the water project of Sourou in Burkina Faso. *Bulletin de la Société de Pathologie Exotique* **97**, 15-18.
- Pointier J.P., Facon B., Jarne P., David P. (2004b). Les Thiaridés, des Gastéropodes envahisseurs des eaux douces tropicales. *Xenophora* **104**, 14-20.
- Pointier J.P., Noya O., Amarista M., Théron A. (2004a). *Lymnaea cousini* Jousseau, 1887 (Gasteropoda : Lymnaeidae) : First Record for Venezuela. *Memorias do Instituto Oswaldo Cruz* **99**, 567-569.
- Pointier J.P., Paraense W.L., Dejong R.J., Loker E.S., Barges M.D., Mas-Coma S. (2002). A potential snail host of schistosomiasis in Bolivia: *Biomphalaria amazonica* Paraense, 1966. *Memorias do Instituto Oswaldo Cruz* **97**, 793-796.
- Prugnolle F., De Meeûs T., Pointier J.P., Durand P., Rognon A, Théron A. (2006). Geographical variations in infectivity and susceptibility in the host-parasite system *Schistosoma mansoni* / *Biomphalaria glabrata*: no evidence for local adaptation. *Parasitology* **24**, 1-7.

## R

- Raso G., Mattys B., N'goran E.K., Tanner M., Vounatsou P., Utzinger J. (2005a). Spatial risk prediction and mapping of *Schistosoma mansoni* infections among schoolchildren living in western Cote d'Ivoire. *Parasitology* **131**, 97-108.
- Raso G., Utzinger J., Silué K.D., Ouattara M., Yapi A., Toty A., Mattys B., Vounatsou P., Tanner M., N'goran E.K. (2005b). Disparities in parasitic infections, perceived ill health and access to health care among poorer and less poor schoolchildren of rural Côte d'Ivoire. *Tropical Medicine and International Health* **10**, 42-57.
- Raso G., Vounatsou P., Singer G.H., N'goran E.K., Tanner M., Utzinger J. (2006). An integrated approach for risk profiling and spatial prediction of *Schistosoma mansoni*-hookworm coinfection. *Proceedings of the National Academic of Science USA* **103**, 6934-6939.
- Rollinson D. & Simpson A.J.G. (1987). The biology of schistosomes from genes to latrines. *Academic press*, London, 472p.

- Rollinson D. & Southgate V.R. (1987). The genus *Schistosoma*: a taxonomic appraisal. In The biology of schistosomes : from genes to latrines. Edition Rollinson & Simpson, Academic Press, London.
- Rollinson D., Southgate V.R., Vercruyse J., Moore P.J. (1990). Observations on natural and experimental interactions between *Schistosoma bovis* and *S. curassoni* from West Africa. *Acta Tropica* **47**, 101-114.
- Rollinson D, Stothard J.R., Southgate V.R. (2001). Interactions between intermediate snail hosts of the genus *Bulinus* and schistosomes of the *Schistosoma haematobium* group. *Parasitology* **123**, S 245-260.
- Rosa F. & Crespo M.V. (1999) Contribuição para o estudo dos helmintes dos bovinos da Republica da Guiné-Bissau. Aspectos patológicos provocados por alguns trematodeos. *Acta Parasitologica Portuguesa* **2**, 125-129.
- Rosa F. & M. Simoes. (1998). Acerca da presença do trematodeo *Schistosoma bovis* (Sonsino, 1876) na ilha de Santiago. *Garcia de Orta. Série de Zoologia, Lisboa* **22**, 69-72.
- Rosa F., Simoes M., Crespo M.V., Jorge A.T., Napoco A., Rodrigues N., Cotor M., Ferreira M.L. (2002). Freshwater gastropods in the Republic of Guinea-Bissau. Preliminary data. *Garcia de Orta. Série de Zoologia* **24**, 155-159.
- Roux J. Sellin B., Picq J.J. (1980). Etude épidémiologique sur les hépato-splénomégalias en zone d'endémie bilharzienne à *Schistosoma mansoni*. *Médecine Tropicale* **40**, 45-51.

## S

- Saladin B., Saladin K., Dennis E., Degremont A. (1980). Preliminary epidemiological survey of schistosomiasis in central and southern Liberia. *Acta Tropica* **37**, 53-62.
- Salami-Cadoux M.L., Kulo S.D., Gunn T., Tourte-Schaefer C. (1990). Distribution et fluctuations des populations de mollusques hôtes intermédiaires des schistosomiasés humaines dans trois types de gîtes de la zone de retenue du futur barrage de Nangbéto (Togo), et leur rôle épidémiologique. *Journal of African Zoology* **104**, 49-60.
- Salzmann U. & Hoelzmann P. (2005). The Dahomey Gap: an abrupt climatically induced rain forest fragmentation in West Africa during the late Holocene. *The Holocene* **15**, 1-10.
- Sangho H., Dabo A., Coulibaly H., Doumbo O. (2002). Prevalence and perception of schistosomiasis in a periurban school area of Bamako in Mali. *Bulletin de la Société de Pathologie Exotique* **95**, 292-294.

- Scott J.T., Diakhaté M., Vereecken K., Fall A., Diop M., Ly A., De Clercq D., De Vlas S.J., Berkvens D., Kestens L., Gryseels B. (2003). Human water contacts patterns in *Schistosoma mansoni* epidemic foci in northern Senegal change according to age, sex and place of residence, but are not related to intensity of infection. *Tropical Medicine and International Health* **8**, 100-108.
- Sellin B. & Boudin C. (1981). Les schistosomiasés de l'Afrique de l'Ouest. *Etudes Médicales* **1**, 87p.
- Sene M., Duplantier J.M., Marchand B., Herve J.P. (1996). Susceptibility of rodents to infection with *Schistosoma mansoni* in Richard-Toll (Senegal). *Parasite* **3**, 321-326.
- Sene M, Southgate VR, de Clercq D, Ly A, Vercruysee J. (2002). Implication of *Bulinus truncatus* in the transmission of urinary schistosomiasis in Senegal, West Africa. *Annals of Tropical Medicine and Parasitology* **96**, 175-180.
- Sene M., Southgate V.R., Vercruysee J. (2004). *Bulinus truncatus*, intermediate host of *Schistosoma haematobium* in the Senegal River Basin (SRB). *Bulletin de la Société de Pathologie Exotique* **97**, 29-32.
- Simoës M., Rosa F., Ferreira M.L. (2002). Infecção experimental de algumas espécies de moluscos com *Schistosoma bovis* (estirpe de Santiago/Cabo Verde. *Garcia de Orta, Série de Zoologia, Lisboa* **24**, 167-170.
- Smithers S.R. & Terry R.J. (1965). The infection of laboratory host with cercariae of *Schistosoma mansoni* and recovery of the adults worms. *Parasitology* **55**: 695-700.
- Sorgho H., Bahgat M., Poda J.N., Song W., Kirsten C., Doenhoff M.J., Zongo I., Ouédraogo J.B., Ruppel A. (2005). Serodiagnosis of *Schistosoma mansoni* infections in an endemic area of Burkina Faso: performance of several immunological tests with different parasite antigens. *Acta Tropica* **93**, 169-180.
- Southgate V.R., de Clercq D., Sene M., Rollinson D., Ly A., Vercruysee J. (2000). Observations on the compatibility between *Bulinus spp.* and *Schistosoma haematobium* in the Senegal River basin. *Annals of Tropical Medicine for Parasitology* **94**, 157-164.
- Southgate V.R., Rollinson D., Ross G.C., Knowles R.J., Vercruysee J. (1985). On *Schistosoma curassoni* in *Mesocricetus auratus*, compatibility with species of *Bulinus* and their enzymes. *Journal of Natural History* **19**, 1249-1267.
- Southgate V.R., Tchuem Tchuente L.A., Sene M., de Clercq D., Théron A., Jourdane J., Webster B.L., Rollinson D., Gryseels B., Vercruysee J. (2001). Studies on the biology

- of schistosomiasis with emphasis on the Senegal river basin. *Memorias do Instituto Oswaldo Cruz* **96**, 75-78.
- Sturrock B.M. (1966). The influence of infection with *Schistosoma mansoni* on the growth rate and reproduction of *Biomphalaria pfeifferi*. *Annals of Tropical Medicine and Parasitology* **60**, 187-197.
- Sturrock R.F. & Sturrock B.M. (1970). Observations on some factors affecting the growth rate and fecundity of *Biomphalaria glabrata* (Say). *Annals of Tropical Medicine for Parasitology* **64**, 349-355.
- Sulaiman S.M. & Ibrahim S.M. (1985). *Schistosoma mansoni* (Gezira) infection in *Biomphalaria pfeifferi* snails from Gezira and Jebel Marra. *Journal of Tropical Medicine and Hygiene* **2**, 91-93.

## T

- Talla I. Kongs A., Verle P. (1992). Preliminary study of the prevalence of human schistosomiasis in Richard-Toll (The Senegal river basin). *Transactions of the Royal Society of Tropical Medicine and Hygiene* **86**, 182.
- Talla I., Kongs A., Verle P., Belot J., Sarr S., Coll A.M. (1990). Outbreak of intestinal schistosomiasis in the Senegal River Basin. *Annales de la Société Belge de Médecine Tropicale* **70**, 173-180.
- Tchuem Tchuenté L.A. & Jourdane J. (1993). Further data on the compatibility between *Schistosoma intercalatum* (lower Guinea strain) and *Bulinus forskalii*: epidemiological consequences. *Tropical Medicine and Parasitology* **44**, 221-222.
- Tchuem Tchuenté L.A., Southgate V.R., Mbaye A., Engels D., Gryseels B. (2001). The efficacy of praziquantel against *Schistosoma mansoni* infection in Ndombo, northern Senegal. *Transactions of the Royal Society of Tropical Medicine and Hygiene* **95**, 65-66.
- Tchuem Tchuenté L.A., Southgate V.R., Théron A., Jourdane J., Ly A., Gryseels B. (1999). Compatibility of *Schistosoma mansoni* and *Biomphalaria pfeifferi* in Northern Senegal. *Parasitology*, **118**, 595-603.
- Théron A. (1981a). Dynamics of larval populations of *Schistosoma mansoni* in *Biomphalaria glabrata*. I. Rhythmic production of cercariae in monomiracidial infections. *Annals of Tropical Medicine and Parasitology* **75**, 71-77.

- Théron A. (1982). Le compartiment cercaire dans le cycle de *Schistosoma mansoni* Sambon, 1907. Ecologie de la transmission bilharzienne en Guadeloupe: *Université de Perpignan*, 506 p.
- Théron A. (1984). Biométrie des cercaires et caractérisation des populations de *Schistosoma mansoni* en Guadeloupe. *Bulletin de la Société Française de Parasitologie* **3**, 77-80.
- Théron A. (1985). Dynamiques de production des cercaires de *Schistosoma mansoni* en relation avec les variations de la dose miracidiale proposée au mollusque vecteur *Biomphalaria glabrata*. *Annales de Parasitologie Humaine Comparée* **60**, 665-674.
- Théron A. (1986). Polymorphism of *Schistosoma mansoni* eggs in the Guadeloupe (French Antilles) focus: presence of *S. rodhaini*-like parasites ? *Acta Tropica* **43**, 335-342.
- Théron A. & Combes C. (1988). Genetic analysis of cercarial emergence rhythms of *Schistosoma mansoni*. *Behavioral Genecic* **18**, 201-209.
- Théron A, Mingyi X. (1986). Rythme d'émission des cercaires de *Schistosoma japonicum* de Chine continentale par des *Oncomelania hupensis*. *Annales de Parasitologie Humaine et Comparée* **61**, 553-558.
- Théron A. & Moné H. (1984). Chronobiological aspects of the host-parasite relationships between *Biomphalaria glabrata* and *Schistosoma mansoni* : Cercarial production and infectivity, and growth kinetics of the host. *Journal of Invertebrate Pathology* **44**, 209-213.
- Théron A., Pointier J.P., Morand S., Imbert-Establet D., Borel G. (1992). Long-term dynamics of natural populations of *Schistosoma mansoni* among *Rattus rattus* in patchy environment. *Parasitology* **104**, 291-298.
- Touassem R. (1987). Egg polymorphism of *Schistosoma bovis*. *Veterinary Parasitology* **23**, 185-191.
- Touassem R. & Théron A. (1989). Study on the intramolluscal development of *Schistosoma bovis*: demonstration of three patterns of sporocystogenesis by daughter sporocysts. *Parasitology* **92**, 337-341.
- Touassem R. & Théron A. (1989). *Schistosoma rodhaini*: dynamics and cercarial production for mono-and pluri-miracidial infections of *Biomphalaria glabrata*. *Journal of Helminthology* **63**, 79-83.
- Touassem R., Cabaret J., Combes C. (1992). Identification of *Schistosoma mansoni*, *S. rodhaini*, *S. bovis*, *S. haematobium*, and *S. intercalatum* cercariae using segmentation analysis. *Tropical Medicine for Parasitology* **43**, 159-161.

- Traoré M., Traore H.A., Kardorff R., Diarra A., Landoure A., Vester U., Doehring E., Bradley D.J. (1998). The public health significance of urinary schistosomiasis as a cause of morbidity in two districts in Mali. *American Journal for Tropical Medicine and Hygiene* **59**, 407-413.
- Trotobas J., Sellin B., Mangenot M. (1977). L'endémie bilharzienne dans la région de Parakou (République Populaire du Bénin). Enquête sur le réservoir de parasite humain. *Document Technique O.C.C.G.E.* **6601**, 5p.

## U

- Umar A.S. & Parakoyi D.B. (2005). The prevalence and Intensity of urinary schistosomiasis among school children living along the Bakalori dam, Nigeria. *Niger Postgrad Medicine Journal* **12**, 168-172.
- Utzinger J., N'Goran E.K., Esse Aya C.M., Acka Adjoua C., Lohourignon K.L., Tanner M., Lengeler C. (1998). *Schistosoma mansoni*, intestinal parasites and perceived morbidity indicators in schoolchildren in a rural endemic area of western Cote d'Ivoire. *Tropical Medicine and International Health* **3**, 711-720.
- Utzinger J., N'Goran E.K., Tanner M., Lengeler C. (2000). Simple anamnestic questions and recalled water-contact patterns for self-diagnosis of *Schistosoma mansoni* infection among schoolchildren in western Côte d'Ivoire. *American Journal for Tropical Medicine and Hygiene* **62**, 649-655.
- Utzinger J., Vounatsou P., Singer B.H., N'Goran E.K., Tanner M. (2003). Random spatial distribution of *Schistosoma mansoni* and hookworm infections among school children within a single village. *Journal of Parasitology* **89**, 686-692.

## V

- Véra C., Jourdane J., Sellin B., Combes C. (1990). Genetic variability in the compatibility between *Schistosoma haematobium* and its potential vectors in Niger. Epidemiological implications. *Tropical Medicine and Parasitology* **2**, 143-148.
- Vercruysse J. (1990). *Schistosoma* species in Senegal with special reference to the biology, epidemiology and pathology of *Schistosoma curassoni* Brumpt, 1931. *Verh. K. Acad. Geneesk. Belg.* **52**, 31-68.

- Vercruyse J., Southgate V.R., Rollinson D. (1985). The epidemiology of human and animal schistosomiasis in the Senegal River Basin. *Acta Tropica* **42**, 249-259.
- Verlé P., Stelma F., Desreumaux P., Dieng A., Diaw O., Kongs A., Niang M., Sow S., Talla I., Sturrock R.F., et al. (1994). Preliminary study of urinary schistosomiasis in a village in the delta of the Senegal river basin, Senegal. *Transactions of the Royal Society of Tropical Medicine and Hygiene* **88**, 401-405.
- Visser L.G., Polderman A.M., Stuijver P.C. (1995). Outbreak of schistosomiasis among travelers returning from Mali, West Africa. *Clinical Infectious Diseases* **20**, 280-285.

## W

- White P.T, Coleman M., Jupp B.P. (1982). Swamp rice development, schistosomiasis, and onchocerciasis in Southeast Sierra Leone. *American Journal of Tropical Medicine and Hygiene* **31**, 490-498.
- Wilkins H.A., Goll P.H., Marshall T.F. De C., Moore P.J. (1984). Dynamic of *Schistosoma haematobium* in a Gambian community. I. The pattern of human infection in the study area. *Transactions of the Royal Society of Tropical Medicine and Hygiene* **78**, 216-221.
- World Health Organisation. (2001). *World Health Report*

## Y

- Yapi Y.G., Briët O.J.T., Diabate S., Vounatsou P., Akodo E., Tanner M., Teuscher T. (2005). Rice irrigation and schistosomiasis in savannah and forest areas of Côte d'Ivoire. *Acta Tropica* **93**, 201-211.

## Z

- Zomahoun C. (1981). Schistosomiasis à *Schistosoma haematobium* et à *Schistosoma mansoni* : Enquêtes épidémiologiques et traitement de masse des populations

riveraines de la lagune de Toho (district de Ouidah, province de l'Atlantique). *Thèse de médecine*, Faculté des Sciences de la Santé, Université d'Abomey-Calavi, Bénin 081, 104p.

Internet : <http://www.ncbi.nlm.nih.gov/taxonomy/browser>

## Les Schistosomoses au Bénin : épidémiologie et écologie des interactions hôte-parasite

**Résumé :** Ce travail présente une étude épidémiologique et une étude des interactions hôte-parasite sur les schistosomoses au Bénin. Au plan épidémiologique, une synthèse bibliographique de l'état des travaux réalisés sur les schistosomoses dans l'espace de la Communauté Economique des Etats de l'Afrique de l'Ouest (CEDEAO) a été menée. Au Bénin, nos analyses épidémiologiques ont permis de confirmer l'existence de deux espèces de schistosomes humains : *S. haematobium* et *S. mansoni* sur les cinq signalées dans l'espace CEDEAO dans lequel le Bénin se situe (*S. haematobium*, *S. mansoni*, *S. guineensis*, *S. bovis* et *S. curassoni*). La prévalence générale obtenue pour *S. haematobium* est de 85% et celle de *S. mansoni* est de 30%, avec l'existence de foyers de transmission mixtes. Les prospections malacologiques ont révélé la présence au Bénin d'au moins cinq espèces de mollusques potentiellement vectrices : *B. forskalii*, *B. globosus* et *B. truncatus*, vectrices de *S. haematobium*, *B. pfeifferi*, vectrice de *S. mansoni* et *I. exustus*, mollusque exotique au Bénin, connu comme vecteur de *S. indicum*, *S. spindale* et *S. nasale* en Asie du sud-est. Nous signalons la présence de *I. exustus* pour la première fois au Bénin où ce mollusque semble être, pour le moment, passif dans la transmission des schistosomoses. Au plan de l'écologie des interactions mollusque-parasite, notre étude a montré que les différentes populations de *S. haematobium* sont différemment compatibles avec trois des quatre groupes de mollusques *Bulinus* : le groupe *africanus*, le groupe *forskalii* et le groupe *reticulatus* alors que les différentes populations de *S. mansoni* sont toutes également compatibles avec *B. pfeifferi*. L'analyse de six traits d'histoire de vie, période prépatente, prévalence, production cercarienne chez le parasite et croissance, reproduction et survie des mollusques a été abordée avec cinq populations locales de schistosomes dont trois populations de *S. haematobium* (Doh, Sô-Tchanhoué et Toho-Todougba) et deux populations de *S. mansoni* (Kpinnou et Toho-Todougba) et a révélé que si les populations de *S. haematobium* semblent être adaptées à un vecteur local, ce n'est pas le cas chez l'espèce *S. mansoni*. Au plan de l'écologie des interactions vertébré-parasite, notre étude a révélé l'existence d'un rythme d'émission cercarienne horaire particulier, de type infradien, à la fois chez *S. haematobium* et chez *S. mansoni*. L'étude anthropique réalisée au niveau d'un des foyers de transmission (Toho-Todougba) où les deux espèces sont présentes a permis de constater une parfaite synergie entre la chronobiologie cercarienne et la dynamique des activités chez l'Homme : il pourrait s'agir d'une stratégie développée par le parasite pour maintenir ses rendez-vous avec son hôte naturel vertébré.

**Mots clés :** *S. haematobium*, *S. mansoni*, mollusques vecteurs, épidémiologie, écologie, interactions hôte-parasite, Bénin (Afrique de l'Ouest)

## Schistosomiasis in Benin (West-Africa) : Epidemiology and ecology of the host-parasite interactions

**Abstract:** This work presents an epidemiological and an ecological study of schistosomiasis in Benin. A synthesis of the epidemiological knowledge of schistosomiasis in the space of the Economic Community of West Africa States (ECOWAS) was carried out. Furthermore, in Benin, we confirmed the existence of the two human schistosomes : *S. haematobium* and *S. mansoni* on the five existing in the ECOWAS space in which Benin is located (*S. haematobium*, *S. mansoni*, *S. guineensis*, *S. bovis* and *S. curassoni*). The prevalence obtained for *S. haematobium* was 85% and that for *S. mansoni* was 30%, and there was evidence for mixed human infections. We could find in Benin at least five potentially snail vector species : *B. forskalii*, *B. globosus* and *B. truncatus* for *S. haematobium*, *B. pfeifferi* for *S. mansoni* and *I. exustus*, an exotic snail known to be the snail vector for *S. indicum*, *S. spindale* and *S. nasale* in South-East Asia. *I. exustus* is recorded for the first time in Benin in this work and no evidence of active transmission was made. The study of the snail-schistosome interactions showed that the different *S. haematobium* populations were differently compatible with three of the four groups of *Bulinus* : the *africanus* group, the *forskalii* group and the *reticulatus* group and that the different *S. mansoni* populations were equally compatible with *B. pfeifferi*. The six life-history traits, parasite prepatent period, prevalence and cercarial production and snail growth, reproduction and survival were analyzed using five schistosome populations from Benin including three populations of *S. haematobium* (Doh, Sô-Tchanhoué and Toho-Todougba) and two populations of *S. mansoni* (Kpinnou and Toho-Todougba) and revealed that if the *S. haematobium* populations seemed to be adapted to a local vector, this was not the case for the *S. mansoni* populations. The study of the vertebrate-schistosome interactions revealed the existence of an infradian rhythm in the cercarial emissions of both *S. haematobium* and *S. mansoni*. The human behaviour, followed in one of the transmission sites (Toho-Todougba) where both schistosome species are present, was perfectly correlated with the schistosome chronobiology. This was interpreted in terms of adaptative strategy favouring the transmission of the parasite to its human host.

**Key words :** *S. haematobium*, *S. mansoni*, vector snail, epidemiology, ecology, host-parasite interactions, Benin (West Africa)