

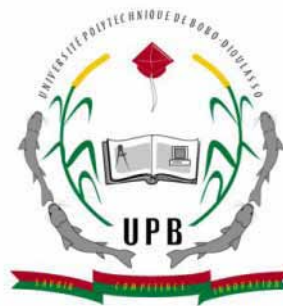
**MINISTRE DES ENSEIGNEMENTS  
SECONDAIRE ET SUPERIEUR**

-----  
**SECRETARIAT GENERAL**

-----  
**UNIVERSITE POLYTECHNIQUE  
DE BOBO-DIOULASSO**

-----  
**ECOLE DOCTORALE DES SCIENCES DE  
LA SANTE (ED- SDS)**

-----  
**FORMATION DOCTORALE EN  
PARASITOLOGIE MEDICALE**



**BURKINA FASO**  
**Unité-Progrès -Justice**

Année académique 2015-2016

Mémoire N°15

**Impact de l'adduction d'eau sur la prévalence de la  
schistosomose et des helminthiases intestinales à Pongonon, Mali**

Présenté et soutenu publiquement le 23 /11/2015

Pour l'obtention du diplôme de **Master en Parasitologie-Entomologie-Mycologie médicales**

Par

Bakary SIDIBE

**JURY**

**Président : Pr GUIGUEMDE T. Robert, Professeur Titulaire**

**Membres :**

Abdoulaye DJIMDE, Maître de conférences agrégé, USTTB, Directeur du mémoire

Léon SAVADOGO, Maître de conférences agrégé, INSSA/UPB

Sanata BAMBA, Maître de conférences agrégé, UPB/INSSA, Directrice du mémoire

## SOMMAIRE

DEDICACES.....	5
REMERCIEMENTS .....	6
RESUME.....	6
SIGLES ET ABREVIATIONS .....	10
INTRODUCTION ET ENONCE DU PROBLEME.....	12
PREMIERE PARTIE : GENERALITES SUR LES HELMINTHES.....	15
I. Définition .....	15
2. Historique.....	16
3. Importance en santé publique.....	16
4 . Classification des helminthes parasites de l'Homme.....	17
5. Morphologie des helminthes parasites de l'Homme .....	18
5.1. Némathelminthes.....	18
5.2. Plathelminthes .....	25
6 . Cycle évolutif.....	30
6.1. Cycle monoxène.....	30
Cycle biologique de base.....	31
6.2. Cycle hétéroxène .....	32
7. Répartition géographique .....	32
8. Principales manifestations cliniques des parasitoses (helminthiases) intestinales.....	33
8.1 Les troubles digestifs.....	33
8. 2. Manifestations cutanées.....	34
8. 3. Manifestations pulmonaires des larves helminthes .....	34
8.4. Complications des parasitoses intestinales :.....	34
8.4.1. Complications chirurgicales .....	34

8.4.2. Complications médicales.....	35
9. Diagnostique biologique des parasitoses intestinales (helminthiases).....	35
10. Traitement des parasitoses intestinales.....	37
11. Prévention des helminthiases intestinales.....	39
11.1. Mesures individuelles.....	39
11.2. Mesures collectives ....	40
<b>DEUXIEME PARTIE : NOTRE ETUDE.....</b>	<b>41</b>
<b>I. Objectifs.....</b>	<b>41</b>
1. Objectif général.....	41
2. Objectifs spécifiques .....	41
<b>II. Matériel et méthodes.....</b>	<b>42</b>
2.1. Site de l'étude.....	42
2.2 Période d'étude.....	43
2.3 Population d'étude.....	43
2.4 Type de l'étude.....	43
2.5 Déroulement de l'étude.....	43
2.6. Echantillonnage, calcul de la taille de l'échantillon.....	43
2.7. Collecte des données et techniques d'étude utilisées.....	44
2.7.1. Etape de prélèvement.....	44
2.7.2 . Biologie moléculaire / Technique de Réaction de Polymérisation en Chaîne (PCR)...	45
a) Principe.....	45
b) Technique d'extraction de l'ADN.....	45
c) Préparation du gel d'agarose à 2 pour cent (2%).....	47
d) Révélation du gel d'agarose.....	47
2.7.3 Techniques malacologiques.....	48
2.8. Contrôle de Qualité et sécurité des données.....	48
2.9. Analyse statistique des données.....	48
2.10. Considérations éthiques.....	49
<b>III. Résultats .....</b>	<b>50</b>
3 .1.Résultats sociodémographiques.....	50
3.2. Résultats parasitologiques.....	52

3.3. Résultats malacologiques.....	63
3.4.Résultats moléculaires.....	64
IV. DISCUSSION .....	65
4.1. Echantillonnage.....	65
4.2.Techniques.....	65
4.3. Parasitologie.....	67
4.4. Biologie moléculaire.....	65
4.5. Malacologie.....	68
V. CONCLUSION .....	69
ANNEXE 1 .....	76
ANNEXE 2 .....	78
REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES .....	80

## **DEDICACES**

Je dédie ce travail à **ALLAH**, le Tout Puissant, le Clément, le Miséricordieux.

Par sa bonté et sa grâce, il m'a été possible de mener à terme ce travail si long. Fasse que je me souvienne de ta miséricorde en toute circonstance, à chaque instant de ma vie, cette vie si éphémère comparée à celle que tu promets à ceux qui suivent ton chemin à travers le prophète **MOHAMED** (P. S .L )

A la mémoire de mon très cher regretté Père,

SIDIBE Sékou,

A ma très chère mère, SIDIBE Kenza,

A tous mes frères et à toutes mes sœurs,

A toute ma famille,

## **REMERCIEMENTS**

Le présent travail a été réalisé dans le cadre des activités de recherche de notre master menées au Centre de Recherche et de Formation sur le Paludisme, au Point G, Bamako, Mali. Il a bénéficié de la contribution inestimable de plusieurs personnes à qui nous adressons nos remerciements :

### **Abdoulaye Djimde, PharmD, PhD**

Maître de conférences agrégé de Parasitologie et de Mycologie, Coordinateur du projet WANECAM EDCTP, chef de l'unité d'Epidémiologie Moléculaire et de la Chimiorésistance au Centre de recherche et de formation sur le Paludisme, Département d'Epidémiologie des Affections Parasitaires, Université des sciences techniques et des technologies de Bamako, Votre immense expérience, votre esprit méthodique, vos qualités de pédagogue et de scientifique font de vous un maître respecté et admirable. Ce travail a bénéficié du début à la fin de votre implication sans faille, soyez-en remercié.

### **Abdoulaye DABO:**

Maître de Conférences de Parasitologie.

Chargé de cours de Parasitologie à l'Université des Sciences techniques et des technologies de Bamako, Chercheur au département d'Epidémiologie et des affections parasitaires DEAP. Cher maître,

Votre immense expérience, votre esprit méthodique, vos qualités de pédagogue font de vous un maître respecté et admirable.

Votre sagesse, votre accueil toujours courtois et affectif nous ont conquis.

Vous nous avez enseigné à la faculté de médecine avec les qualités d'un grand maître maniant avec une maîtrise extraordinaire la simplicité et la rigueur.

Nous vous prions cher maître d'accepter l'expression de notre profonde considération.

Tout le personnel de l'unité de biologie moléculaire et de résistance aux antipaludiques,

A tout le personnel du Centre de Formation et de Recherche sur le Paludisme.

### **Pr. Robert T. GUIGUEMDE :**

Chef de l'Unité de Recherche Paludisme et Maladies Tropicales Négligées.

Nous avons été séduits et convaincus par vos immenses qualités de pédagogue, votre rigueur scientifique tout au long de cet exercice méthodique, par les différentes formations dont nous avons bénéficiées. Veuillez accepter nos sincères remerciements et notre profonde gratitude.

**Sanata BAMBA :**

Directrice de ce travail, Maître de Conférences Agrégé (MCA)/ CAMES, INSSA/ UPB Chef de Service de Parasitologie -Mycologie CHUSS/Bobo-Dioulasso, Burkina Faso pour avoir accepté de partager ce travail. Vous nous avez accompagné tout au long de cette formation avec une disponibilité sans faille, chère Maître, veuillez accepter nos sincères remerciements.

**Léon SAVADOGO:**

Maître de conférences agrégé, chargé de cours de Biostatistique à l'Institut Supérieur des Sciences de la Santé, Université Polytechnique de Bobo Dioulasso. Votre immense expérience, votre esprit méthodique, vos qualités de pédagogue font de vous un maître respecté et admirable. Nous vous prions cher maître d'accepter l'expression de notre profonde considération.

## RESUME

La pénurie d'eau est un problème grave dans les pays sahéliens dont le Mali. Une adduction d'eau avec des pompes à motricité humaine et à énergie solaire a été mise en place par une organisation non gouvernementale en 2011 et 2012 pour palier à cette pénurie d'eau.

Le but de notre travail était d'évaluer l'impact de cette adduction d'eau sur la prévalence et l'intensité de l'infestation due aux schistosomes et aux helminthes intestinaux.

Deux études transversales ont été menées, l'une en 2007 avant l'installation des pompes et l'autre en 2013 après la mise en place.

Les sujets âgés de 6 ans et plus et les mollusques hôtes intermédiaires des schistosomes humains recensés constituaient la population d'étude.

La technique du Kato-Katz a été utilisée pour la recherche des œufs de schistosomes et ceux des autres helminthes. La recherche des œufs de *Schistosoma haematobium* a été effectuée par la technique de filtration d'urines sur filtre nytre.

La recherche de *Schistosoma mansoni* a été effectuée par la technique de biologie moléculaire, la capture des mollusques hôtes intermédiaires a été faite par la technique de l'épuisette et par le prélèvement direct des spécimens à la pince sur les supports.

Au total, 850 participants (437 Hommes et 413 femmes) ont été examinés au cours des deux passages. La prévalence globale à la microscopie de *Schistosoma haematobium* était de 14,2% à Pongonon au cours des deux passages. Les enfants d'âge scolaire étaient significativement plus infectés (21,0%) par la schistosomiase urinaire que les autres ( $P < 0,001$ ).

Parmi les helminthiases intestinales, nous avons trouvé 2,8% de porteurs de *Hymenolepis nana*, 1,3% de porteurs d'ankylostomes dans la population générale.

Le village en 2007 n'avait presque pas de cas de *schistoma haematobium* 0,93%,  $P < 0,01$ , le hameau a enregistré plus de cas de *schistosoma haematobium* en 2013 55,7%  $P < 0,03$  qu'en 2007 35,6%. le village a enregistré une baisse de la prévalence des helminthes intestinaux de 2007 de 5,0% à 2,5% en 2013,  $P = 0,03$  par contre au hameau la prévalence a demeuré presque la même 6,7% en 2007 contre 7,6% en 2013  $P = 1,0$ .

Sur un échantillon de 143 négatifs à la microscopie, amplifiés par la PCR, 38 ont été positifs soit (26,6%) de porteurs de *S. mansoni*,

L'adduction d'eau peut entraîner une diminution significative des prévalences des parasitoses liées au péril fécal à Pongonon.

**Mots clés :** Adduction d'eau, péril fécal, Prévalence, helminthoses, Mali



## SUMMARY

Water shortage is a serious problem in the Sahelian countries, including Mali. A water supply with human-powered pumps and solar energy has been set up by an NGO in 2011 and 2012 to compensate for this shortage of water. The aim of our study was to evaluate the impact of water supply on the prevalence and intensity of infection due to schistosomiasis and intestinal helminths.

Two cross-sectional studies were conducted, one in 2007 prior to installation of the pumps and the other in 2013 after the establishment.

Those aged 6 years and older and intermediate snail hosts of recorded human schistosome constituted the study population. The technique of Kato-Katz was used for the detection of schistosome eggs and those of other helminths. Search *Schistosoma haematobium* eggs was carried out by the filtration technique on urine nytre filter. Mark *Schistosoma mansoni* was affected by molecular biology technique, the capture of the intermediate host snail was made by the dip of the technique and the direct intake specimens to the clamp on the media.

A total of 850 participants (437 men and 413 women) were examined in the two passages. The overall prevalence microscopy *Schistosoma haematobium* was 14.2% to Pongonon during the two passages. The school children were significantly more infected (21.0%) by urinary schistosomiasis than other P <0.001).

Among intestinal helminths, we found 2.8% of holders of *Hymenolepis nana*, 1.3% of hookworm carriers in the general population.

The village in 2007 had almost no cases of *schistoma haematobium* 0.93%, P <0.01, the hamlet has recorded more cases of *Schistosoma haematobium* in 2013 55.7% P <0.03% in 35.6% in 2007. the village has decreased the prevalence of intestinal helminths 2007 from 5.0% to 2.5% in 2013, P = 0.03 by the hamlet against the prevalence has remained almost the same in 2007 against 6.7% 7.6% in 2013 P = 1.0.

In a sample of 143 negative microscopy, amplified by PCR, 38 were either positive (26.6%) carriers of *S. mansoni*,

The water supply can cause a significant decrease in prevalence of parasites related to faecal perili in Pongonon.

**Keywords:** Water supply, faecal peril, Prevalence, helminths, Mali

## SIGLES ET ABREVIATIONS

ADN=	Acide désoxyribonucléique
CAMES=	Conseil Africain et Malgache pour l'enseignement supérieur
CCCC=	Communication pour le changement continu de comportement
Cm=	Centimètre
CRF=	Cahier de report des données, case report form
FAPH=	Faculté de Pharmacie
<i>H. nana</i> =	<i>Hymenolepis nana</i>
m =	Mètre
M.I.F =	Merthiolate-Iode- Formol
kg =	Kilogramme
mg	Milligramme
mm=	Millimètre
μM =	Micromètre
OMS =	Organisation Mondiale de la Santé
ONG =	Organisation Non Gouvernementale
Pb=	Paire de base
PNLS =	Programme National de Lutte Contre les Schistosomiasés
PCR =	Polymerase Chain Reaction
S.T.H =	géohelminthes
UPB=	Université Polytechnique de Bobo Dioulasso
USTTB=	Université des Sciences Techniques et des Technologies de Bamako

**IMPACT DE L'ADDUCTION D'EAU SUR LA  
PREVALENCE DE LA SCHISTOSOMOSE  
ET DES HELMINTHIASES INTESTINALES  
A PONGONON, MALI**

## INTRODUCTION ET ENONCE DU PROBLEME

Les géohelminthes sont un groupe de parasites intestinaux que l'on contracte par le contact avec des œufs de parasites ou des larves qui se développent dans un sol chaud et humide. Ils appartiennent à la classe des nématodes qui comprend les vers ronds (*Ascaris lumbricoïdes*, *Trichuris trichiura*, *Ancylostoma duodenale* et *Necator americanus*) (2). L'incidence des infections dues aux géohelminthes, en particulier parmi les populations humaines pauvres vivant dans les pays à faible revenu, continue d'être une préoccupation majeure de santé publique (3). La prévalence de ces infections n'a pas beaucoup évolué au cours des 50 dernières années(4,5). Les estimations mondiales récentes indiquent qu'environ 3,5 milliards de personnes sont touchées par une ou plusieurs espèces de géohelminthes (4,6). La morbidité causée par les helminthes comprend la malnutrition, l'anémie ferriprive, le syndrome de malabsorption, l'obstruction intestinale, la dysenterie chronique, le prolapsus rectal, les complications respiratoires et la perte de poids (7,8).

En dehors de la maladie clinique aiguë, les helminthiases chroniques peuvent conduire à une maladie insidieuse et débilitante, surtout chez les enfants et les femmes en âge de procréer (7). En plus de leurs effets sur la santé, une infection par les helminthes intestinaux altère la cognition chez les enfants et entrave le développement économique (3,9,10). Les infections peuvent être principalement causées par l'absence d'eau potable, le manque de comportement hygiénique, les habitudes sanitaires inappropriées, les pauvres systèmes d'évacuation de matières fécales, le statut socio-économique faible, et de la dispersion des parasites au sein des communautés humaines (11,12).

L'ampleur de la charge de géohelminthiases est largement sous-estimée, mais elle mérite d'attirer l'attention en raison de sa large distribution géographique (13), de ses effets délétères sur la nutrition (14), et de l'altération des fonctions immunitaires (15,16) . La bilharziose urinaire est endémique dans 76 pays, dans lesquels 600 millions de personnes sont à risque d'infection et 200 millions en sont parasitées. Quatre-vingt pour cent des personnes infectées se trouvent en Afrique sub-saharienne. La mortalité due à la schistosomose est estimée à environ 200 000 par an(17).

Au Mali, il existe deux espèces majeures de schistosomes parasites de l'Homme *Schistosoma haematobium* et *S. mansoni* (18).

Une troisième espèce, *S. intercalatum*, y a été aussi décrite, mais chez des touristes Espagnols et Hollandais qui auraient séjourné exclusivement sur le plateau dogon, au Centre-Est du Mali (18).

La co-infection des parasites est un phénomène courant dans les pays tropicaux. En effet, les conditions climatiques (température élevée toute l'année et forte humidité) et les conditions de vie (manque d'hygiène, manque d'eau potable, promiscuité) sont favorables à la prolifération de ces parasites. La polyparasitose augmenterait considérablement les effets morbides de ces infections (4). Plusieurs études ont montré que la prévalence et la charge parasitaire varient selon les conditions environnementales, la période de l'année et l'âge

Le diagnostic de laboratoire est principalement basé sur la détection des œufs du parasite dans les selles à l'aide de la méthode de Kato-Katz. Cette approche est peu coûteuse et facile à réaliser et fournit des informations à la fois sur la fréquence et l'intensité de l'infection. Toutefois, une limitation bien connue des examens parasitologiques (c'est-à-dire la morphologie parasitaire) est un manque de sensibilité, en particulier dans les zones à faible endémicité et chez les personnes ayant une charge faible de parasites(18,19). Pour surmonter cette limitation, il est souvent nécessaire d'analyser une quantité de selles plus importante(19) ou de procéder à de nouveaux outils de diagnostic(20).

La PCR semble être très sensible et spécifique et doit donc être considérée comme une méthode alternative pour le diagnostic des infections dues aux helminthes. Cette méthode a déjà été utilisée pour détecter l'ADN de *S. mansoni* dans les échantillons de selles (21, 22).

Le péril fécal désigne le risque de contracter une infection virale, bactérienne ou parasitaire véhiculée par les déjections de personnes ou animaux, malades ou asymptomatiques. Il se perpétue selon un cycle oro-fécal qui implique l'ingestion d'aliments ou d'eau de boisson souillés par des microbes qui peuvent aussi être absorbés lorsque des mains sales sont portées à la bouche. L'hygiène alimentaire, individuelle et collective, est un élément clé de la prévention des maladies du péril fécal.

A Pongonon (village dogon de la région de Mopti), les populations sont confrontées à une grave pénurie d'eau. Les rares sources en eau (rivières temporaires) s'assèchent aussitôt après l'hivernage. Pour pallier ce manque d'eau du village, une pompe solaire à eau y a été installée par une organisation non gouvernementale (O. N.G).

Le but de la présente étude était d'évaluer l'impact de l'adduction d'eau sur la prévalence de la schistosomose et des helminthiases intestinales à Pongonon.

La question de recherche que l'on se pose est alors la suivante:

L'installation des pompes à eau dans le village de Pongonon a-t-elle eu un impact positif sur la transmission de la schistosomose et des helminthiases intestinales?

Pour répondre à cette question, nous avons émis l'hypothèse que l'adduction d'eau réalisée permet de réduire de façon significative la prévalence et l'intensité de la schistosomose et des helminthiases intestinales à Pongonon.

## **PREMIERE PARTIE : GENERALITES SUR LES HELMINTHES**

### **I. Définition**

Helminthe est un nom vernaculaire synonyme de vers parasites. Dans les helminthes sont inclus des représentants de deux groupes d'animaux qui comprennent chacun à la fois des vers parasites et des vers non parasites et qui ont « helminthe » dans leur nom, les Plathelminthes et les Némathelminthes; mais les Acanthocéphales (un autre groupe) sont aussi des helminthes. Le terme helminthe ne correspond donc pas à une catégorie zoologique précise et surtout pas à un groupe monophylétique(1).

On distingue ;

- les Nématodes ou némathelminthes (vers ronds). Ils ont souvent un cycle direct mais peuvent aussi utiliser au moins un hôte intermédiaire (obligatoire ou facultatif, selon l'espèce) (ex. : ascaris).
- les vers plats (ou Plathelminthes). Cette catégorie est subdivisée en :
  - vers plats segmentés (ou cestodes), généralement en forme de ruban et nécessitant un hôte intermédiaire (exemple : Ténia) ;
  - vers plats non segmentés (ou trématodes, dont schistosomes et douves). Les trématodes sont aplatis en forme de feuille et se développent en un cycle complexe, faisant appel à au moins deux hôtes intermédiaires distincts, dont un mollusque aquatique le plus souvent (ex :Douve du foie) (1).

Les helminthes, plus connus sous le nom de « vers », sont un groupe très hétérogène d'invertébrés métazoaires (pluricellulaires) triploblastiques formés de trois couches embryonnaires (l'ectoderme, le mésoderme et l'endoderme) dépourvus de coelome véritable, d'appendices locomoteurs et dont le déplacement s'effectue par des contractions de la paroi du corps .

Ils comprennent deux Phyla :

- ✓ le phylum des némathelminthes ou vers « ronds » comportant une seule classe : la classe des nématodes)
- ✓ le phylum des plathelminthes ou vers « plats » comportant deux classes, classe des cestodes (vers plats segmentés) et des trématodes (vers plats non segmentés).

## **2. Historique**

En 1808, Rudolphi avait classé les helminthes ou entozoaires en 5 ordres: Nématoïdes, Acanthocéphales, Trématodes, Cestoïdes et Cystiques. Ce qui a fait prévaloir en Allemagne le nom d'Helminthes pour désigner ces animaux et le nom Helminthologie pour la science qui s'en occupe.

Ces dénominations ne sont pas d'ailleurs nouvelles car employées par Aristote et Hippocrate pour désigner des vers intestinaux, et nous les voyons fréquemment employées chez les naturalistes du XVIII<sup>ème</sup> siècle en parlant de vers en général.

Au début du XIX<sup>ème</sup> siècle, les études sur les helminthes n'avaient pas encore connu d'avancées notables. Les premières publications sur l'helminthologie ont été enregistrées de 1817 à 1821 et furent suivies par diverses autres publications (Meblis, 1823; Laurer, 1830; Nordmann, 1832), qui portèrent toutes sur les Trématodes.

En 1821 Bojanus avait voulu désigner les vers intestinaux par le nom Enthelminthes qui signifie helminthes internes. Mais Leuckart en 1817 fit prévaloir tout à fait le nom d'helminthe.

En 1821 Bremser employa conjointement le terme Helminthe et Entozoologie sur le titre de sa belle publication iconographique.

A partir de cette époque, les travaux sur l'helminthologie se multiplièrent. On peut citer entre autres ceux de Owen en 1839, de Esclircit sur les Bothriocéphales en 1841, de Van Beneden sur les Cestodes en 1851 et surtout ceux de Jilancbard sur l'ensemble des vers intestinaux de 1847 à 1850.

## **3. Importance en santé publique**

Les helminthiases constituent un problème de santé publique dans le monde et plus particulièrement dans les pays en développement. Les infections d'helminthes sont une des principales causes de maladies chez les jeunes enfants et les adultes dans le monde d'aujourd'hui(37).

Elles affectent la santé et le bien-être des millions de personnes, des animaux et même des plantes.

La charge morbide imputable aux helminthiases est énorme. En mai 2001, l'assemblée mondiale de la santé estimait qu'au moins deux milliards de personnes souffraient d'helminthiases ou de schistosomiases intestinales. Les helminthiases sont très répandues dans les régions tropicales et intertropicales, en particulier chez les populations pauvres: la



plupart des populations de l'Afrique subsaharienne, des populations indigènes des zones rurales des Amériques et parmi les populations des bidonvilles périurbaines. Ces infections sont à l'origine de bien de souffrances et de nombreux décès. Elles contribuent en outre à perpétuer la pauvreté en compromettant les facultés intellectuelles et la croissance des enfants, et en réduisant la capacité de travail et la productivité des adultes. Actuellement évalué à plus de 3,5 milliards le nombre de personnes concernées dans le monde dont près de 1,5 milliard sont parasitées par l'ascaris (*Ascaris lumbricoides*), 1,3 milliard par des ankylostomes (*Ancylostoma duodenale* ou *Necator americanus*) et 1 milliard par le trichocéphale (*Trichuris trichiura*) (37).

#### **4 . Classification des helminthes parasites de l'Homme**

On distingue:

- ✓ les némathelminthes ou vers ronds ou nématodes
- ✓ les plathelminthes ou vers plats subdivisés en cestodes et en trématodes.

##### **4.1. Némathelminthes : une seule classe : les nématodes**

Ce sont pour la plupart des vers ovipares à sexes séparés.

##### **Les nématodes intestinaux spécifiques de l'Homme :**

*Ancylostoma duodenale* -*Necator americanus*, *Ascaris lumbricoïdes*, *Trichuris trichiura* sont ovipares, *Enterobius vermicularis*, *Strongyloïdes stercoralis*, sont ovovivipares (pondent des œufs larvés)

*Trichuris trichiura*, *Trichinella spiralis* (le seul vivipare) et les filaires sont vivipares.

##### **4.2. Autres helminthes**

###### **-Cestodes**

Ce sont des vers généralement hermaphrodites, dépourvus de tube digestif et ayant un corps segmenté communément appelés des ténias. Ce sont : *Taenia saginata*, *Taenia solium*, *Hymenolepis nana*, *Hymenolepis diminuta*, *Diphyllobothrium latum* (*Bothriocéphale*),

###### **-Trématodes**

Ils sont pourvus d'un tube digestif incomplet et d'un corps non segmenté.

On distingue :

Les douves (hermaphrodites) et les schistosomes (à sexes séparés).

On y range deux familles :

- Les **fasciolidés ou douves** comprennent : *Fasciola hepatica*, *Fasciola gigantica*, *Fasciolopsis buski*, *Metagonimus yokogawai*, *Heterophyes heterophyes*, *Clonorchis sinensis*, *Opistorchis filineus*, *Paragonimus westermani*, *Paragonimus africanus*, *Paragonimus uterobilateralis*.

Certaines sont de localisation hépatique, mais leurs œufs sont éliminés dans l'intestin.

- **Les schistosomidés encore appelés les schistosomes ou les bilharzies :**  
*Schistosoma mansoni*, *S. haematobium*, *S. intercalatum*, *S. mekongi*, *S. japonicum*, et *S. guineensis*.

-**Les filaires :** les filaires lymphatiques, *Loa loa*, *Onchocerca volvulus* et *Dracunculus medinensis*.

Les filaires péritonéales sont généralement peu pathogènes

## 5. Morphologie des helminthes parasites de l'Homme

### 5.1. Némathelminthe : Adultes, œufs et des larves

**Nématodes** (Figure 1 et figure 2)

Ce sont des vers ronds, cylindriques et fins, bilatéraux, non segmentés. La femelle est généralement plus grande que le mâle. Son extrémité postérieure, obtuse, porte l'anus. Elle présente une constriction annulaire dans le tiers antérieur du corps et c'est à ce niveau que s'ouvre l'orifice génital ventral.

Le mâle a une extrémité postérieure enroulée ventralement, en crosse, et qui porte, en position sub-terminale, un orifice sub-cloacal où l'on trouve des spicules sexuels copulateurs.

Leur longueur varie de 3 mm pour *Strongyloides stercoralis* à 1 m pour *Dracunculus medinensis*.

NÉMATODES - Adultes, parasites intestinaux

	Trichine	Trichocephale	Oxyure	Ankylostome	Nécator	Anguillule
Extrémité antérieure mâle et femelle						
Extrémité postérieure femelle						
Extrémité postérieure mâle						
Dimensions moyennes :						
Femelle	0,4 cm × 40 μ	5 cm × 0,1 cm	1 cm × 0,1 cm	1,5 cm × 0,1 cm	1,5 cm × 0,1 cm	0,2 cm × 30 μ
Mâle	0,3 cm × 40 μ	4 cm × 0,1 cm	0,5 cm × 0,1 cm	1 cm × 0,1 cm	1 cm × 0,1 cm	

Figure 1 : Nématodes adultes, parasites intestinaux

Source : **Golvan YJ.** Parasitologie médicale. Edition Masson, 1983

## Les oeufs :

*Ascaris lumbricoïdes* (figure2 a et b)

Quand il est typique, l'œuf d'ascaris est ovoïde mesurant 70 µm de long sur 50 µm de large et possédant deux enveloppes, l'une externe, brune et mamelonnée et l'autre interne et lisse. Cet œuf est fécondé mais non embryonné à l'émission. Les œufs non fécondés sont atypiques difficiles à identifier et posent un problème de diagnostic.

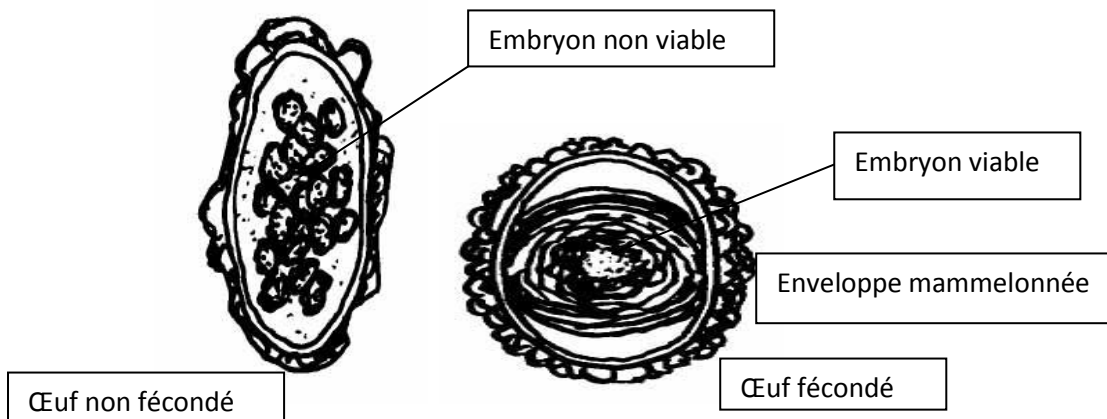


Figure2 (a)

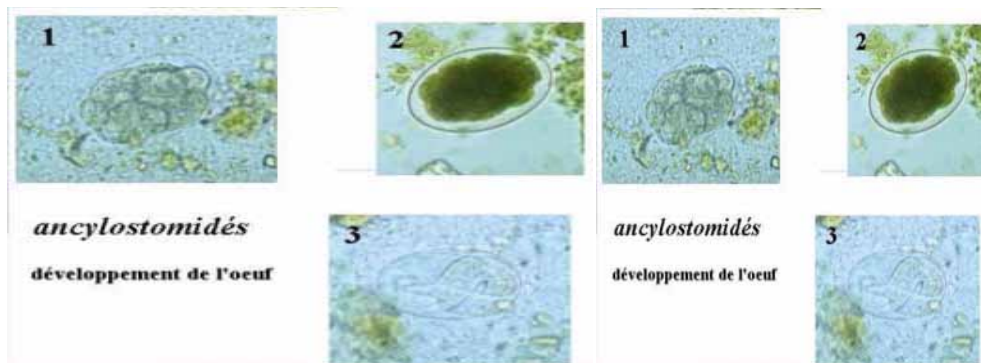
Figure (b)

### Œuf d'*Ascaris lumbricoïdes*

Source : Golvan YJ. Parasitologie médicale. Edition Masson, 1983

## Ankylostomidés

Les œufs sont ovoïdes à coque lisse, mince, transparente. Au moment de la ponte, les œufs d'*A. duodenale* contiennent une cellule ovulaire segmentée en 2-4 blastomères et mesurent 60/40 µm. Ceux de *N. americanus* sont un peu plus allongés, mesurant 70/40 µm et ont 8 blastomères. Après 24 à 48 heures on peut également trouver des larves rhabditoïdes dans les selles restées à la température du laboratoire ou en culture sur buvard ou sur charbon.



**Figure 3** : œuf d'ankylostome immature

œuf d'ankylostome + larve L1

Source: <http://www.cdc.gov/dpdx/images/>

***Trichuris trichiura*** (Figure4)

Les œufs sont caractéristiques, en forme de citron, ils sont pourvus aux deux pôles d'un bouchon muqueux saillant et clair et entourés d'une coque épaisse brun-foncé.

Ils mesurent 50 à 60 µm de long sur 25 à 30 µm de large.

œuf non embryonné à la ponte, l'embryon se forme lors du séjour dans le milieu extérieur.

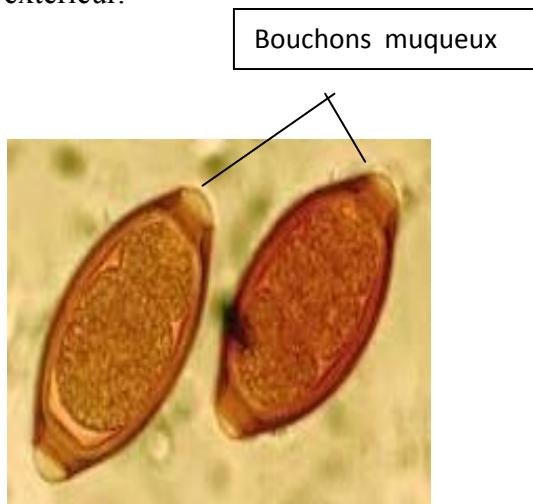
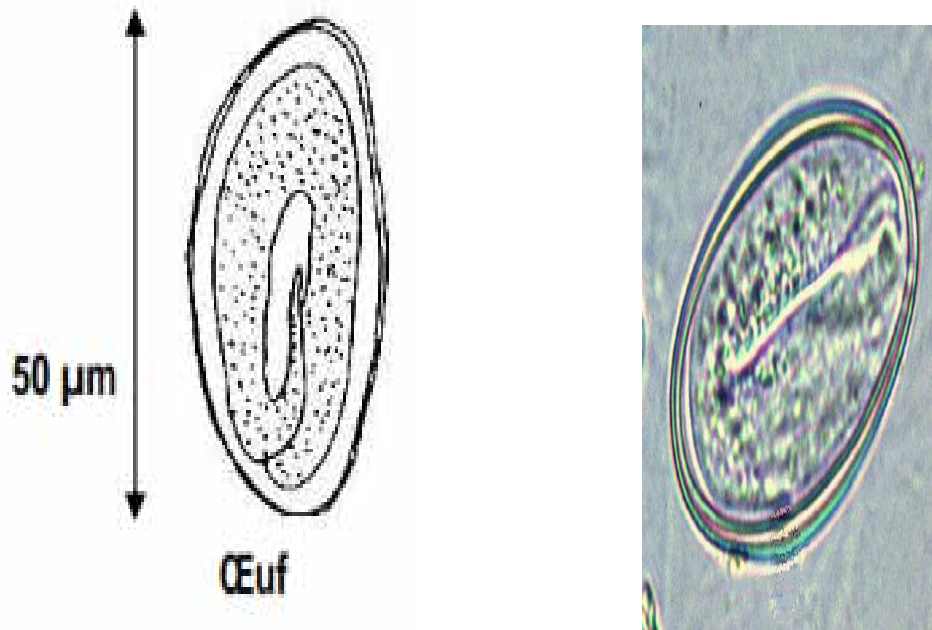


Figure4 : Œufs de Trichocéphale (*Trichuris trichiura*) (<http://www.cdc.gov/dpdx/images/>)

***Enterobius vermicularis* :**

Les œufs sont ovalaires présentent deux faces: une face convexe et une face concave, avec une taille 50 à 60  $\mu\text{m}$  de long sur 30 à 32  $\mu\text{m}$  de large. Leur coque est épaisse, lisse, à double contour avec une face aplatie leur donnant un aspect asymétrique très caractéristique. A la ponte, les œufs contiennent un embryon mobile



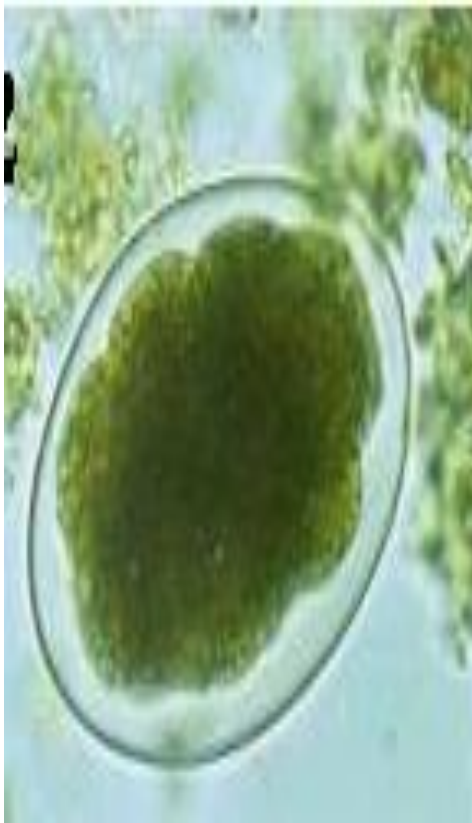
Dimensions : 50 à 60  $\mu\text{m}$  de long sur 30 à 32  $\mu\text{m}$  de large

Œufs d'*Enterobius vermicularis*

Source : [biotechnoweb.fr/biotechnoweblo/images/.../Oxyurose%2010.pdf](http://biotechnoweb.fr/biotechnoweblo/images/.../Oxyurose%2010.pdf)

***Strongyloïdes stercoralis***

L'œuf n'est habituellement pas retrouvé dans les selles, l'éclosion de l'œuf ayant lieu très rapidement dans l'intestin (stade 1 du cycle parasitaire). Il mesure de 40 à 70/ 20-40 µm



**Œuf**

**Œuf+L1**

**Figure5**

Source: <http://www.cdc.gov/dpdx/images/>



## 5.2. Plathelminthes

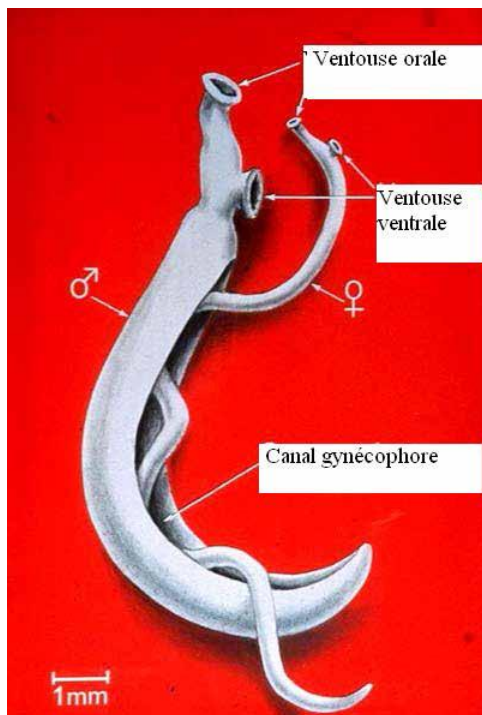
### -Trématodes : schistosomes et douves : Adultes, œuf, HI

Ce sont des vers plats (Plathelminthes) non segmentés. Ils sont caractérisés par de petites ventouses sur leur corps. Ils sont encore appelés distomiens parce qu'ils portent 2 ventouses fixatrices (une buccale et une ventrale).

Ils comprennent deux familles : les Schistosomidae et les Fasciolidae.

Chez les Schistosomidae, le mâle mesure 10 mm X 1mm et la femelle 20 mm X 0,3 mm).

Chez les Fasciolidae, les adultes, en forme de feuille (foliacée), sont de taille variable (1 mm à 7,5 mm).



**Figure6 :** Adultes, mâle (♂) et femelle (♀) de *Schistosoma haematobium* (OMS, 1989)

#### Hôte intermédiaire :

Chez les helminthes, l'hôte intermédiaire (HI) est constitué par l'espèce qui n'héberge que les stades larvaires des parasites. On retrouve une grande variété d'hôtes intermédiaires, mais dans le cas de la transmission des schistosomes, les mollusques qui interviennent sont appelés hôtes intermédiaires passifs. Dans ce cas, le parasite arrive dans l'hôte par voie active suite à une effraction cutanée. L'hôte ne va donc pas à la rencontre du parasite, de même il ne cherche pas à le transmettre.

## Exemples d'HI

Le cyclops (crustacé) pour la filaire de Médine,

La lymnée (mollusque) pour la grande douve du foie, les Bulins pour *Schistosoma haematobium*, *Biomphalaria* pour *Schistosoma mansoni*

Le porc pour *Taenia solium*

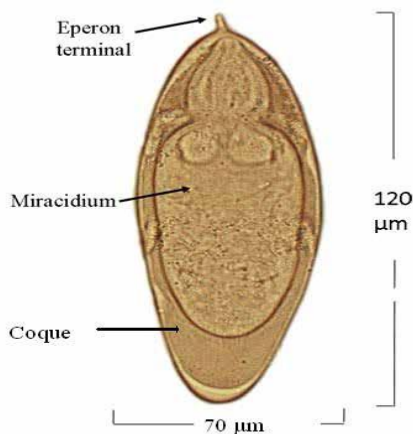
Les mollusques hôtes intermédiaires de *S. haematobium* sont des gastéropodes d'eau douce, du genre *Bulinus*, de la famille des *Bulinidae*.

Ce sont des mollusques à coquille globuleuse et à ouverture senestre sans opercule.

Les espèces qui interviennent dans la transmission du parasite varient selon les régions

### a) Les œufs de *Schistosoma haematobium*

Ils sont ovales et mesurent 115 à 170  $\mu\text{m}$  de long sur 40 à 70  $\mu\text{m}$  de large. La coque est lisse, épaisse, transparente et percée de nombreux pores. Elle entoure un embryon cilié et mobile : le miracidium. Ils portent à l'un des pôles, un éperon caractéristique. Ils sont pondus par paquets dans la sous-muqueuse vésicale et sont éliminés avec les urines. La ponte journalière de chaque femelle est d'environ 300 œufs.

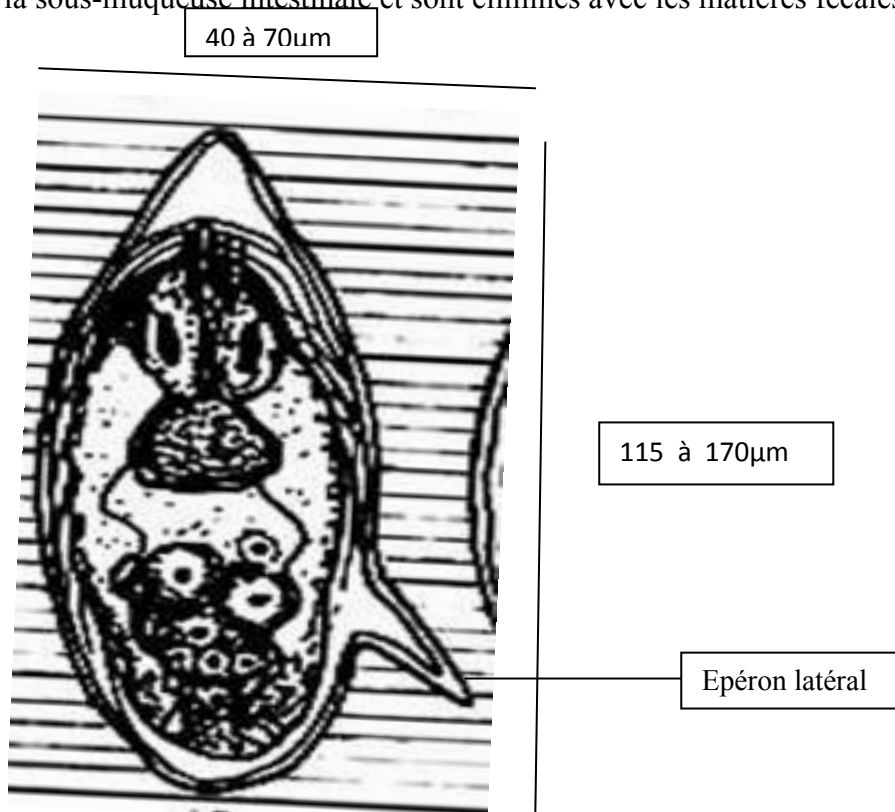


**Figure 8:** Œuf de *Schistosoma haematobium*

Source : [http://www.memobio.fr/html/para/pa\\_fi\\_shi.html](http://www.memobio.fr/html/para/pa_fi_shi.html)

### b) Description des œufs de *S. mansoni*

Les œufs *S. mansoni* sont ovalaires et mesurent 115 à 170  $\mu\text{m}$  de long sur 40 à 70  $\mu\text{m}$  de large. La coque de l'œuf est lisse, épaisse, transparente, et percée de nombreux pores ultramicroscopiques ; elle entoure un embryon cilié et mobile, le miracidium, qui présente, dans sa région postérieure, de nombreuses cellules germinales. Les œufs de *S. mansoni* présentent, sur une des faces latérales, un éperon proéminent. Ils sont pondus un par un dans la sous-muqueuse intestinale et sont éliminés avec les matières fécales.



**Figure9** : œuf de *schistosoma mansoni*

Source :Golvan YJ. Parasitologie médicale. Edition Masson, 1983

### c) Cercaires

La longueur de la cercaire varie de 250 à 450  $\mu\text{m}$  et la largeur de 40 à 60  $\mu\text{m}$ . Elle est essentiellement constituée de deux (2) parties : le corps cercarien et l'appendice caudal. Ce dernier a la particularité de se terminer par deux fourches d'où leur appellation de furcocercaire. C'est le dernier stade de multiplication asexuée et la deuxième forme de vie libre du parasite.

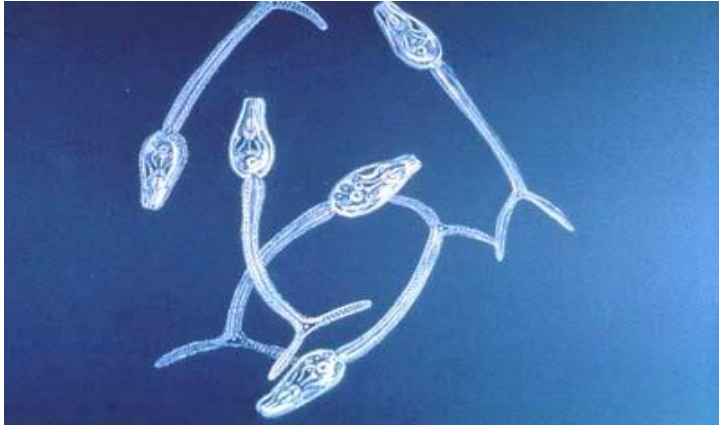


Figure 10 : Furcocercaires de *S. haematobium*

Source : <http://pathmicro.med.sc.edu/parasitology/schis3.jpg>

### Les fasciolidés ou douves

*Fasciola hepatica* (*Dicrocoelum dentriticum*), *Fasciola gigantica*, *Fasciolopsis buski*, *Metagonimus yokogawai*, *Heterophyes heterophyes*, *Clonorchis sinensis*, *Opistorchis fileneus*, *Paragonimus westermani*, *Paragonimus africanus*, *Paragonimus uterobilateralis*.

Certaines sont de localisation hépatique, mais leurs œufs sont éliminés dans l'intestin

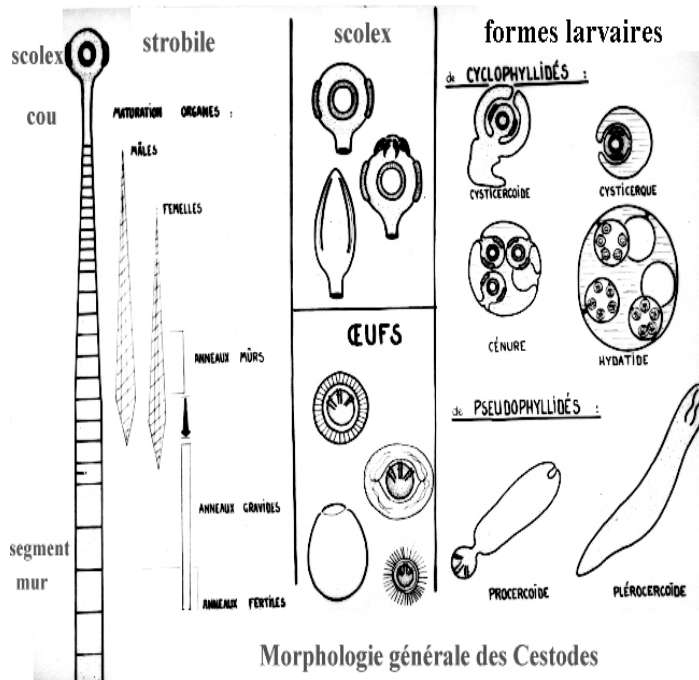
#### -Cestodes (figures 11)

Les dimensions du corps sont très variables: de 1 mm de longueur sur une fraction de mm de largeur, à 8-10 mètres de long sur 1 à 1,5 cm de large chez *Diphyllobothrium latum*.

Le corps comprend :

- ✓ **Le scolex** qui porte les organes de fixation: ventouses en forme de cupules arrondies chez les ténias, ou bothridies, sortes de fentes allongées chez le bothriocéphale. Dans l'ordre des Cyclophyllidae, le scolex porte toujours 4 ventouses et parfois des crochets. Chez les Pseudophyllidae, le scolex porte 2 ventouses longitudinales appelées bothridies.
- ✓ **Le cou** est aminci et ne montre pas encore de segmentation. C'est une zone très active où se forment constamment les anneaux.

- ✓ **Le strobile** (ou tronc) est formé d'une chaîne de segments (anneaux ou proglottis). Les premiers anneaux sont petits et indifférenciés. Au fur et à mesure qu'ils s'éloignent du scolex, ils sont plus importants, mûrs et organisés.



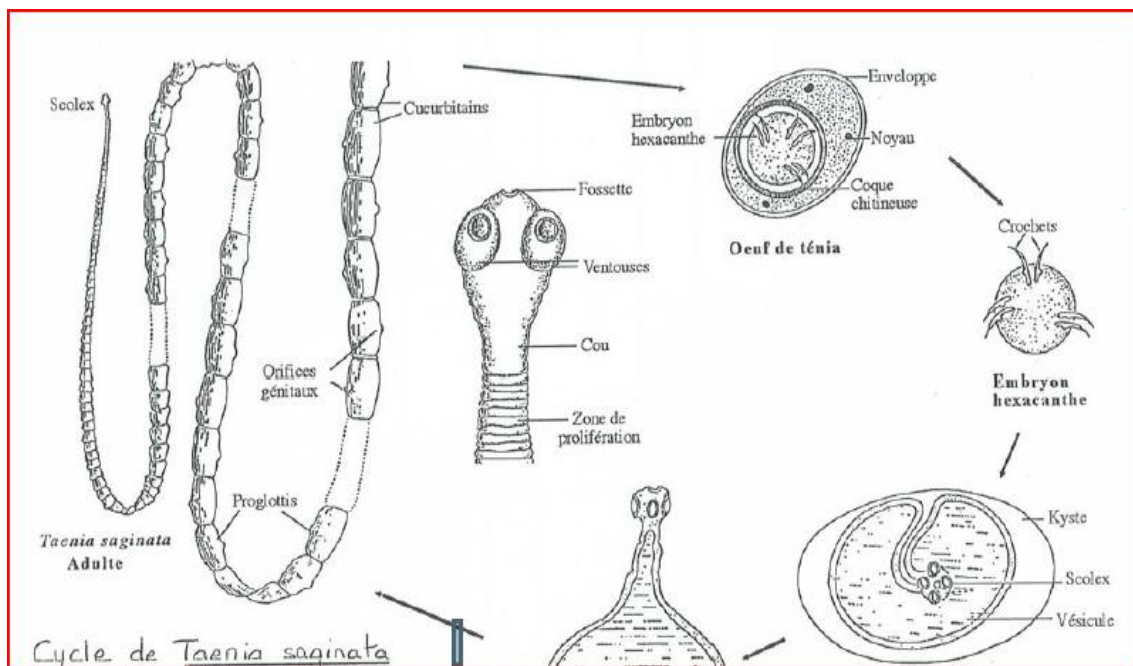
Morphologie générale des Cestodes

**Figure11** : Source :Golvan YJ. Parasitologie médicale. Edition Masson, 1983

## Les œufs de Taenia

Ils sont répandus après le délitement de l'anneau et possèdent deux coques :

- une externe ou membrane vitelline, fragile, épaisse, translucide contenant des granules réfringents, délimitant l'œuf proprement dit d'une taille moyenne de 60 x 40 µm, souvent détruite ;
- une interne brun sombre, radiée, résistante, de 4 à 5 µm d'épaisseur, délimitant un embryophore de 30 à 40 µm x 20 à 30 µm contenant un embryon muni de 3 paires de crochets appelé embryon hexacanthe (ou oncosphère).



Source :Golvan YJ. Parasitologie médicale. Edition Masson, 1983

## 6. Cycle évolutif

C'est l'ensemble des transformations que doit subir un parasite pour assurer la pérennité de son espèce.

On distingue :

### 6.1. Cycle monoxène

Le cycle se définit comme le cycle qui se déroule chez un seul hôte. Les différentes phases du cycle (des Sporozoaires) peuvent s'effectuer soit chez le même hôte (parasites monoxènes), soit chez deux hôtes d'espèces différentes (parasites hétéroxènes), comme c'est le cas des Plasmodium où la phase végétative s'effectue chez l'hôte vertébré et la phase sexuée chez un invertébré hémophage (Moustique) .

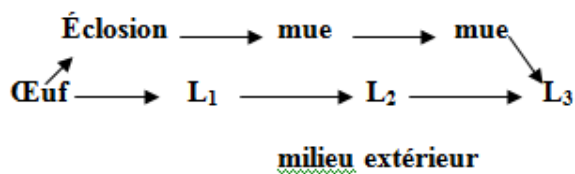
Ce cycle se passe surtout chez les parasites du tube digestif ou des tissus de l'hôte selon les modalités :

- ✓ cycle monoxène direct court : *Oxyure*
- ✓ cycle monoxène direct long : *Ascaris*
- ✓ cycle monoxène direct long avec stade de vie libre : l'ankylostome et l'anguillule (comparable aux ankylostomes, éclosion dans le tube digestif de l'œuf => larve L1 puis libération dans le milieu extérieur où la larve va évoluer)

Schématiquement, ces deux modalités de cycle monoxène peuvent se présenter de la façon suivante :

- **Cycle direct :**

le cycle direct fait intervenir un seul hôte.



L<sub>3</sub> = stade infestant → ingestion de la L<sub>3</sub>.

Le plus souvent → pénétration transcutanée de la L<sub>3</sub> (ankylostomes, anguillules)

N.B. : parfois ingestion de la L<sub>3</sub> encore dans l'œuf

- **Cycle indirect**

L<sub>1</sub> → L<sub>2</sub> → L<sub>3</sub>

H.I.

Infestation par ingestion de l'H.I.

Infestation par inoculation de la L<sub>3</sub> (insecte piqueur): filaires

## 6.2. Cycle hétéroxène

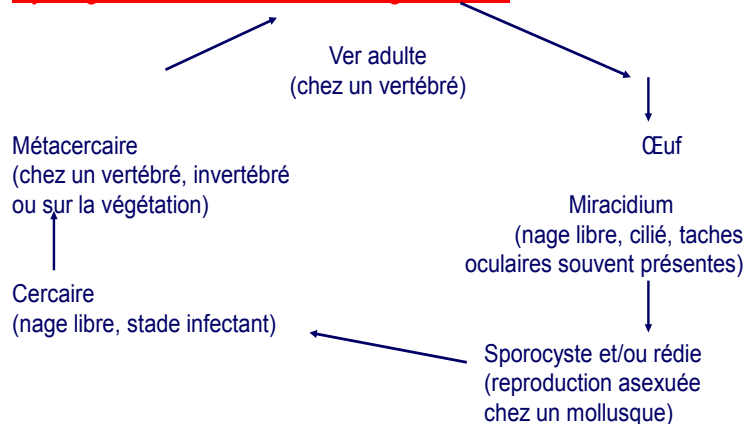
Le cycle hétéroxène fait intervenir au moins de 2 hôtes ou plus, d'espèces différentes, qui se succèdent obligatoirement. Ce cycle se dit du cycle de certains parasites dont les larves ou œufs expulsés doivent passer par un hôte intermédiaire pour atteindre le stade infestant.

**Exemples :** les filaires lymphatiques, *Onchocerca volvulus*, *Loa loa*, les filaires péritonéales... Nous schématisons l'évolution biologique générale des trématodes comme modèle de cycle hétéroxène.

### ✓ Fasciolidés, *Digenea* ou « douves »

- **Hermaphrodites**, reproduction par **autofécondation**

#### Cycle général des trématodes digénéiques



## 7. Répartition géographique

Parasites cosmopolites s'observent sur toute la surface du globe terrestre. Cependant ils sont plus fréquents dans les zones tropicales, intertropicales qu'en zones tempérées. Exemples : *Ascaris lumbricoïdes*, Trichocéphale, Ténias.

### **Les parasitoses tropicales et intertropicales**

Ce sont des parasitoses qui sévissent à l'état endémique exclusivement dans les régions chaudes et humides du globe.

**Exemples :** Nécatorose, Anguillulose, Bilharziose



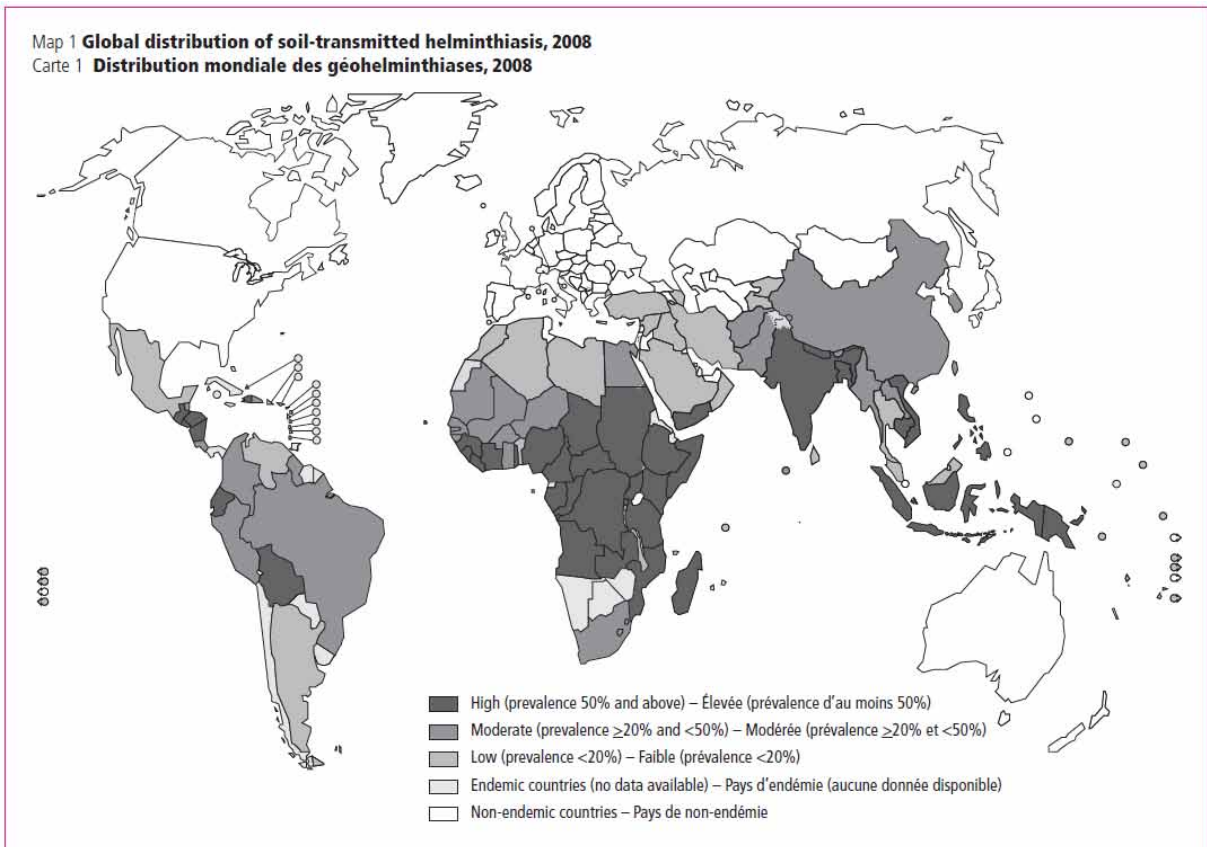


Figure12: distribution mondiale des géohelminthiases, OMS, 2008

## 8. Principales manifestations cliniques des parasitoses (helminthiases) intestinales

Quatre types de symptômes sont communément observés dans les parasitoses digestives : troubles digestifs, manifestations cutanées, manifestations pulmonaires et fièvre.

### 8.1 Les troubles digestifs

**Douleur** : sa localisation est un élément d'orientation dans les parasitoses intestinales, épigastriques de type pseudo-ulcéreux, elle évoque une ankylostomiase, une anguillulose. Une douleur pseudo-appendiculaire peut évoquer une oxyurose,

**Troubles du transit** : nausées et vomissements accompagnent souvent des douleurs abdominales, surtout chez l'enfant. Dans les infestations massives, des ascaris adultes sont retrouvés dans les vomissements, la constipation est moins fréquente, mais peut s'alterner avec des épisodes de diarrhées, l'inappétence peut aller jusqu'à l'anorexie au cours de la schistosomiase, le téniasis, mais une boulimie peut s'observer dans ce dernier cas.

## **8. 2. Manifestations cutanées**

- **Prurit** : il peut s'observer dans toutes les helminthiases en phase de migration larvaire. Le prurit anal est le maître symptôme de l'oxyurose, on peut observer des lésions de grattage.
- **Eruption** : un urticaire peut s'observer au cours de la primo-invasion helminthique. Le larbush dans certaines helminthiases se présente sous forme d'un cordon érythémateux, sinueux, en relief. Ces manifestations cutanées peuvent passer inaperçues.

## **8. 3. Manifestations pulmonaires des larves helminthes**

Elles sont regroupées sous le terme de syndrome de LOEFFLER : fièvre, toux, hémoptysie parfois, infiltrats ou opacités pulmonaires non systématisés.

La fièvre s'observe lors de la migration intratissulaire, fièvre modérée de la schistosomiase intestinale surtout chez l'enfant. Cependant la parasitose peut être asymptomatique et le diagnostic n'est posé que par un examen parasitologique systématique. Quelques fois, elle n'est révélée que par une complication.

## **8.4. Complications des parasitoses intestinales :**

### **8.4.1. Complications chirurgicales**

#### **-Les occlusions intestinales**

Un paquet d'ascaris adultes peut être responsable d'occlusion intestinale par simple obturation de la lumière intestinale, par invagination ou par volvulus d'une anse intestinale.

#### **-Appendicite**

Ascaris et Oxyure sont le plus souvent en cause par obstruction de la lumière de l'appendice. Cependant, les œufs des schistosomes et de trichocéphale sont souvent retrouvés dans l'appendice sans que leur rôle pathogène ne soit clairement établi.

#### **-Péritonite**

Elle peut succéder à une appendicite d'origine parasitaire, à une occlusion intestinale ou à une perforation des anses intestinales par Ascaris.

### **-Accidents pseudo lithiasiques**

Ascaris adultes engagés dans le cana cholédoque, peuvent simuler une lithiase cholédocienne. Les vers peuvent également migrer dans le canal de WIIRSUNG ou dans l'ampoule de VARTER.

### **8.4.2. Complications médicales**

Malnutrition et déshydratation,

Les troubles du transit observés au cours des parasitoses intestinales peuvent être source des pertes hydro-électrolytiques avec déshydratation. Parfois même s'installe un syndrome de malabsorption (anguillulose) entraînant une dénutrition avec altération de l'état général.

### **- Anémie**

Les infestations massives au cours de l'ankylostomiase et de la trichocéphalose sont responsables parfois d'une anémie sévère.

Les complications hépatospléniques, cardio-pulmonaires, neurologiques et cutanées sont parfois dues à la bilharziose intestinale. On peut aussi observer des cardiopathies anémiques d'origine ankylostomiennes.

## **9. Diagnostique biologique des parasitoses intestinales (helminthiases)**

- Le diagnostic parasitaire peut être orienté par l'interrogatoire préliminaire du malade qui permettra de comprendre le contexte épidémiologique de la survenue de la parasitose.

A savoir le mode de vie rural ou urbain, la profession, les habitudes alimentaires, les contacts avec les animaux domestiques ou d'élevage, les loisirs (jardinage, manipulation de fumier), la notion de voyage dans des zones d'endémie car de nombreuses maladies parasitaires sont inféodées à certaines régions du globe.

- .Le diagnostic peut être également orienté par les signes cliniques, l'imagerie ou par des examens complémentaires qui révèlent des perturbations biologiques et hématologiques.

A titre d'exemple, on peut suspecter une helminthiase devant une hyperéosinophilie, et une ankylostomiase ou une bothriocéphalose devant une anémie chronique.

### **Le diagnostic parasitaire de certitude**

Il est basé sur la mise en évidence directe du parasite, avec ou sans coloration, dans un produit biologique tel que les selles, les urines, le sang, la peau, les expectorations ou les crachats, les

sécrétions vaginales, le liquide duodéal, le liquide broncho-alvéolaire, le liquide céphalorachidien, les produits de biopsie ou de ponction, le pus ou les cheveux.

Le diagnostic d'une parasitose peut se faire indirectement par la détection d'anticorps.

### **Le diagnostic immunologique**

Ce diagnostic a tout son intérêt pendant la phase de migration larvaire ou lors des impasses parasitaires.

Il complète la recherche directe, parfois aléatoire, du parasite et permet de suivre l'efficacité d'un traitement antiparasitaire.

Lorsque l'examen direct s'avère négatif, la mise en culture du produit biologique sert à mettre en évidence le parasite dont l'identification permettra le diagnostic parasitaire.

Le diagnostic des maladies infectieuses s'est enrichi récemment de la technique de la PCR (Polymérase Chain Réaction). Mise au point par le biochimiste Kary Mullis (prix Nobel 1993), cette technique d'amplification de l'ADN utilise l'ADN polymérase, une enzyme capable de répliquer rapidement un fragment d'ADN et permet des identifications plus rapides et plus sensibles

### **Examen macroscopique des selles**

Il doit apprécier la consistance de la selle, la présence d'éléments surajoutés non fécaux, mucus, sang, la présence d'éléments adultes : ascaris, oxyure, anneaux de ténia,

### **Examen microscopique**

Il doit comporter obligatoirement

- ✓ Un examen à l'état frais des selles,
- ✓ Une ou deux techniques de concentration dont les principales sont :
  - La méthode de Ritchie simplifiée,
  - La méthode de Blagg (MIF-Concentration),
  - La méthode de Bailenger,
  - La méthode de Telemann-Rivas
  - La méthode de Willis
  - La méthode de-Janeckso-Ubanyi,

Une quantification des éléments parasitaires peut être nécessaire dans les enquêtes épidémiologiques (méthode de Kato- Katz, Brumpt, Solls).

## Les autres circonstances de découverte paracliniques

-Aspiration duodénale : douves, anguillule,

- Une endoscopie digestive: parasite adulte ou larves (exemples : *Ascaris lumbricoïdes*, douves),

- Une radiographie : Ascaris, trichines

Intervention chirurgicale : Ascaris, ténia, oxyure.

Les examens biologiques d'orientation sont entre autre :

-une hyper éosinophilie sanguine,

-une anémie,

## Les examens sérologiques

La recherche d'anticorps-antiparasitaires n'est pas courante du fait de la complexité de sa mise en œuvre et des indications limitées.

## Examen parasitologique d'une biopsie ou d'une ponction

L'examen parasitologique d'une biopsie ou d'une ponction permet de diagnostiquer la trichinillose, les schistomiasés et les distomatoses hépatiques.

La ponction ganglionnaire ou hépatique est également utilisée.

La ponction splénique est déconseillée à cause du risque de rupture de la rate.

Étaler et colorer les frottis au May-Grünwald-Giemsa.

## 10. Traitement des parasitoses intestinales

### Les antihelminthiques

Contre les vers ronds

#### Albendazole (ZENTEL<sup>R</sup>, ALBEN<sup>R</sup>)

Indications : Anguillulose, Ankylostomoses, Ascaridiose, Trichocéphalose, Oxyurose

Posologie: anguillulose : 400mg par jour pendant 3jours,

Ascaridiose, Ankylostomose, trichocéphalose, oxyurose : 400mg en prise unique

Contre-indications : grossesse

#### Mébéndazole (VERMOX<sup>R</sup>)

Indications: oxyurose, ascaridiose, trichocéphalose, ankylostomose

Posologie : oxyurose : enfant de moins de 13ans 100mg en prise unique,

Enfant de plus de 13ans et adultes 200mg en 2 prises

Ascariidose, ankylostomose, trichocéphalose : 200mg par jour pendant 3 jours, renouvelable 2 à 3 semaines plus tard

Contre-indication : grossesse

### **Flubendazole (FLUVERMAL<sup>R</sup>)**

dérivé direct du mébendazol, il présente les mêmes indications et les mêmes posologies

### **Lévamisol (SOLASKIL<sup>R</sup>)**

Indications : Ascariidose, ankylostomose,

Posologie : ascariidose : enfant 3mg/kg en prise unique,

Adultes : 150mg/kg en prise unique

Ankylostomose : la posologie est doublée pendant deux jours consécutifs

### **Pamoate de Pyrantel (COMBATRIN<sup>R</sup>, HELMINTHOX<sup>R</sup>)**

Indications : oxyurose, ankylostomose, ascariidose.

Posologie : oxyurose, ascariidose : 10mg/kg en prise unique

Ankylostomose : 20mg/kg par jour pendant 3 jours

### **Tiabendazole (MINTEZOL<sup>R</sup>)**

Indications : anguillulose, ascariidose, Ankylostomose, oxyurose

Posologie : 50mg/kg par jour en prise unique pendant 2 à 3 jours consécutifs, une deuxième cure est nécessaire pendant 2 à 3 semaines plus tard

Contre-indication : grossesse, allaitement, insuffisance rénale ou hépatique

Contre les vers plats :

### **Niclosamide (TREDEMINE<sup>R</sup>)**

Indications : Téniasis, Hyménolépiose

Posologie et mode d'administration :

Téniasis : le patient à jeun depuis la veille, il ingère la dose utile en 2 prises à une heure d'intervalle :

✓ Moins de 2ans : 0,5g

✓ 2 à 7ans 1g, plus de 7ans : 2g

Dans le cas de *Ténia solium*, une purgation est nécessaire 1 à 2 heures après la deuxième prise.

*Hymenolepis nana*, la cure dure 7 jours :

J0 : même posologie que dans les téniasis,

J1 à J6, la dose quotidienne est réduite de moitié

Contre-indication : par prudence en début de grossesse

### **Praziquantel (BILTRICIDE<sup>R</sup>)**

Indication : Téniasis, hyménoélépiase

Posologie: 10 à 15mg/kg en prise unique

Contre-indication : déconseiller chez la femme enceinte

Contre les schistosomes

Posologie : 40mg/kg en prise unique

Contre-indications : grossesse

### **Oxamniquine (VANSIL<sup>R</sup>, MANSIL<sup>R</sup>)**

Posologie : 15 à 20m/kg en prise unique

Contre-indication : grossesse, allaitement, insuffisance rénale, antécédent de comitialité

Contre les douves intestinales

### **Niclosamide (TREDEMINE<sup>R</sup>) :**

Posologie : même posologie et même précaution que dans les téniasis

## **11. Prévention des helminthiases intestinales**

Mieux vaut prévenir que guérir, cet adage s'applique plus que jamais aux maladies parasitaires. En effet, la prophylaxie de ces affections pose encore un problème plus important et certainement aussi urgent que le traitement des personnes déjà atteintes.

La lutte contre les parasitoses intestinale met en œuvre un ensemble de mesures destinées à interrompre la transmission, à protéger le terrain réceptif et à parfaire l'éducation sanitaire et sociale. Ces mesures sont individuelles ou collectives

### **11.1. Mesures individuelles**

#### **Les règles d'hygiène sont essentielles**

Propreté des mains, filtration ou l'ébullition de l'eau de boisson, nettoyage soigneux des fruits et légumes, éviction de la viande mal cuite, ce qui se heurte malheureusement à des habitudes alimentaires bien ancrées, défécation dans des latrines, port des chaussures qui est efficace mais illusoire dans le cadre de certaines professions(agriculteur par exemple), éviction des bains dans des eaux stagnantes.

## **11.2. Mesures collectives : ces mesures regroupent plusieurs volets**

-Lutte contre le péril fécal (aménagement des latrines et sensibilisation de la population à leur utilisation), approvisionnement de la population en eau potable, évacuation des eaux stagnantes... ;

-contrôle médical des aliments vendus sur le marché ;

Mise en œuvre de toutes ces mesures nécessite des moyens financiers qui, le plus souvent, dépassent les possibilités des pays concernés.



## **DEUXIEME PARTIE : NOTRE TRAVAIL**

### **I. Objectifs**

#### **1. Objectif général**

Evaluer la prévalence et l'intensité de l'infestation due à la schistosomose et aux helminthiases intestinales, après la mise à disposition de l'eau potable à Pongonon

#### **2. Objectifs spécifiques**

- ✓ Mesurer l'impact des sources d'eau potable sur la prévalence des helminthiases et de la schistosomose
- ✓ Déterminer la prévalence des schistosomes et celle des helminthes intestinaux à Pongonon ;
- ✓ Déterminer la prévalence moléculaire de la schistosomose à *S.mansoni* dans le village.

## II. Matériel et méthodes

### 2.1. Site de l'étude

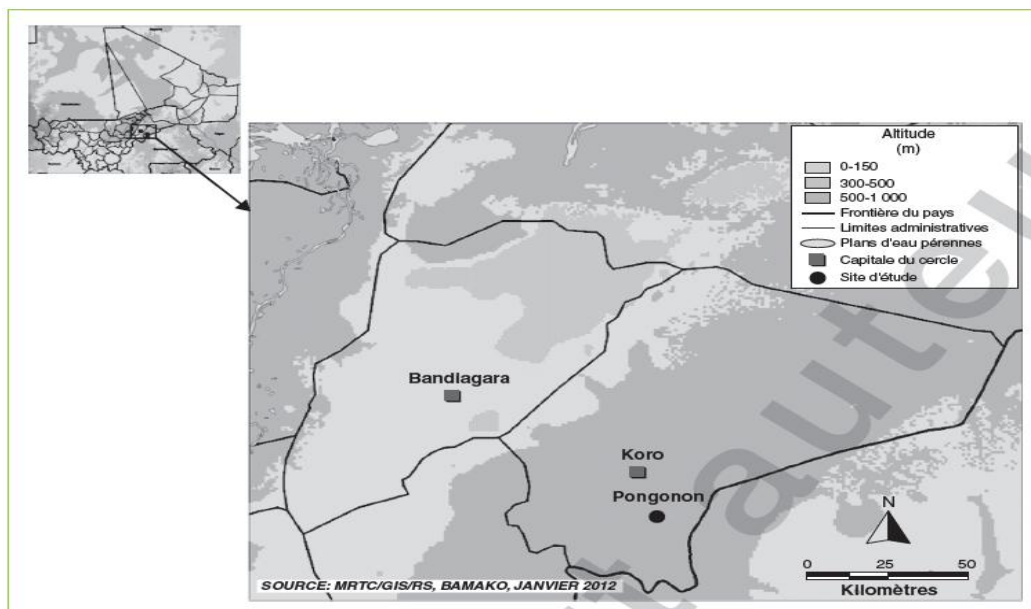
L'étude s'est déroulée à Pongonon, un village rural de 1 400 habitants, situé au Pays dogon dans la région de Mopti à 785 km au nord-est de Bamako.

Le climat est de type sahélien avec une pluviométrie annuelle variant de 300 à 770 mm. Il y existe deux saisons : une saison sèche, allant de novembre à mai/juin, et une saison pluvieuse, de juillet à octobre.

La principale source d'eau potable du village était constituée par deux puits de grand diamètre, profonds de 70 m en moyenne. Aux alentours du village existent des mares temporaires qui tarissent un à deux mois après la saison des pluies. Ces mares, alimentées par les eaux de pluie, constituent des réserves importantes d'eau pour les populations et le bétail.

La population est composée en majorité de Dogons, auxquels s'ajoutent une minorité de Peuhls et de Touaregs.

L'agriculture est la principale activité économique des Dogons, alors que l'élevage est surtout pratiqué par les deux autres ethnies. C'est une zone où la population est en perpétuel mouvements; confrontée à des événements socio-climatiques et démographiques importants, tels que l'exode rurale et intensification des travaux champêtres.



**Figure12** : Carte du site d'étude (Pongonon) : source :MRTC/GIS RS, BAMAKO, JANVIER 2012

## 2.2 Période d'étude

Deux passages transversaux ont été effectués en juillet et novembre 2007, puis en septembre et décembre 2013 pour l'étude parasitologique. L'enquête malacologique a été réalisée seulement en 2013 aux mois de septembre et décembre.

## 2.3 Population d'étude

La population d'étude était composée par l'ensemble des adultes volontaires et des enfants âgés de 6 ans et plus (associés aux mollusques) dont les parents et les tuteurs légaux avaient donné leur consentement.

## 2.4 Type de l'étude

Nous avons réalisé 2 études transversales indépendantes avant et après l'adduction d'eau.

## 2.5 Déroulement de l'étude

Au cours des deux passages, les participants à l'étude étaient enregistrés dans un registre dans lequel le nom, le prénom, l'âge, le sexe, le poids, la provenance, la profession étaient notés.

## 2.6. Echantillonnage, calcul de la taille de l'échantillon

La technique d'estimation d'un paramètre (proportion) dans une population a été utilisée pour cette circonstance. La formule dans le cas d'une population grande ou infinie est donnée ci-dessous :

$$n = Z^2 * (P*Q) / i^2 * 2 \text{ (facteur de correction)}$$

Avec :

p=1-q, proportion attendue dans la population (à partir d'étude pilote, revue littérature...)

Z, valeur dépendante du risque d'erreur  $\alpha$  choisi (z = 1,96 pour  $\alpha=0,05$ )

I = la précision voulue

n=taille de l'échantillon

La prévalence de l'infection par *Schistosoma haematobium* était de 7,6% selon une étude menée en fin novembre 2007 dans le village de Pongonon.

En fixant la précision (i) à 5% et l'intervalle de confiance à 95% ( $\alpha = 5\%$ ), avec Z =1.96, P = 0,076, Q = 1-0,076= 0,9924, et un taux de perdus de vue et/ou de dossiers inexploitables de 10%, la taille minimum était de 115, soit  $120 * 2 = 240 + 30 = 270$  enfants et adultes.

## **2.7. Collecte des données et techniques d'étude utilisées**

### **2.7.1. Etape de prélèvement**

Des cahiers pour le report des cas (CRFs) individuels ont été utilisés comme support pour la collecte des données cliniques et parasitologiques.

L'examen parasitologique des selles a été fait par la technique du Kato-Katz pour la recherche des œufs de schistosomes et ceux des autres helminthes. (**Annexe1**)

La recherche des œufs de *Schistosoma haematobium* a été réalisée par la technique de filtration de 10ml d'urines sur filtre nytrel (**Annexe2**)

### **2.7.2. Coprologie parasitaire**

Les échantillons de selles étaient recueillis dans des pots conventionnels portant le numéro d'identification relatif au village et à l'individu. Les populations recevaient les pots conventionnels la veille et c'est au réveil le lendemain matin qu'ils devaient y mettre les selles. Transportés dans des pots conventionnels, chaque sujet déposait son pot dans une bassine placée dans un coin discret de la cours de l'école. L'analyse des selles et la lecture des lames ont lieu sur place à l'école dans une salle aménagée pour la circonstance. Tous les résultats étaient reportés le même jour afin de faire le point des résultats manquants. Aux individus qui n'avaient pas fourni d'échantillons de selles, un autre pot leur était remis pour le lendemain.

#### **Examens de selles**

L'analyse des selles a été faite en utilisant la technique du Kato-Katz (Annexe 1). La charge d'excrétion ovulaire a été exprimée par le nombre d'œufs de parasites (*Schistosoma mansoni*, *Hymenolepis nana* ou ceux des ankylostomes) par gramme de selle.

Pour mesurer les charges ovulaires, la classification de l'OMS adoptée en 1985 (35) a été retenue:

- 0 œuf ----- infection nulle
- 1 – 99 œufs /g de selles ----- infection faible
- 100 – 399 œufs /g de selles ----- infection moyenne
- ≥ 400 œufs /g de selles ----- forte infection

### **2.7.3. Examen des urines**

Les échantillons d'urines étaient aussi recueillis dans des pots conventionnels portant les mêmes numéros d'identification que ceux attribués aux selles. D'une manière générale, il n'y avait pas de réticence des populations à fournir les échantillons d'urines.

L'analyse des urines a été faite en utilisant la technique de filtration sur filtre nytrel (Annexe 2). La charge parasitaire était exprimée en nombre d'œufs de *Schistosoma hæmatobium* excrété par 10ml d'urine.

Selon l'OMS, il existe trois classes d'intensité pour caractériser les charges d'excrétion ovulaire de *Schistosoma hæmatobium* (35).

0 œuf -----	non infecté
1 – 49 œufs/10ml d'urine -----	Faiblement infecté
50-99 œufs/10ml d'urine -----	moyennement infecté
≥ 100 /10ml d'urine -----	fortement infecté

Pour chacune des espèces recherchées, nous avons déterminé la charge d'excrétion ovulaire par le calcul de la moyenne arithmétique.

### **2.7.4. Biologie moléculaire / Technique de Réaction de Polymérisation en Chaîne (PCR)**

#### **a) Principe**

Cette technique permet d'évaluer le niveau de mutation du parasite. Elle consiste en une amplification exponentielle de l'ADN du parasite en présence d'une enzyme (Taq polymérase), d'amorces spécifiques et d'un milieu tampon. La révélation se fait par électrophorèse de l'ADN amplifié sur gel d'agarose à 2%.

#### **b) Technique d'extraction de l'ADN**

L'Extraction de l'ADN a été faite à partir des fèces à l'aide de colonnes QIAamp \*. Nous avons tiré au hasard une centaine d'échantillon pour l'extraction de l'ADN. Nous avons tout d'abord procédé à la préparation de la solution de PVPP (polyvinylpolypyrrolidone) à 2%, 100ml de PBS (phosphate bovine saline) à 1x, 2g de PVPP.

1. Nous avons pesé le tube sec de (5ml), ensuite le tube contenant l'échantillon de selle. Puis nous avons fait une soustraction entre le poids de l'échantillon moins le poids du tube sec. Après nous avons fait la moyenne à chaque fois qui donnait presque un poids égal environ à 0,1g de selles mis en suspension dans 200 µl de PBS avec 2% de PVPP

2. L'échantillon est mis au frais, en congélation over night (toute la nuit) à -20 ° C.

3. Chauffer l'échantillon en suspension pendant 10 minutes dans une plaque chauffante à 100 ° C.

4. Ajouter un volume égal de tampon de lysis tissulaire (ATL) contenant 20 µl de protéinase K (180 µl de ATL et 20 µl de prot K de la trousse) solution à l'échantillon (vortex).

Incuber 2 heures ou toute la nuit à 55 ° C dans Platine chauffante (vortex après 1h brièvement).

5. Ajouter 400 µl de tampon AL (avec Spike) à 400µl d'échantillon, bien mélanger au vortex, et incuber à 70 ° C pendant 10 minutes.

6. Centrifugeuse 30 secondes pleine vitesse et le transfert surnageant à un Eppendorf contenant 400 µl d'éthanol (96-100%), et bien mélanger par vortex (essorage court)

7. Placez une colonne spin numérotée dans un tube collecteur de 2 ml. Appliquer soigneusement 600 µl de la mélange de l'étape 6 à la colonne de spin sans humidification de la jante, fermer le couvercle et centrifuger à 10000 tours par minute pendant 1 minute.

8. Placer la spin colonne dans un tube collecteur de 2 ml propre et répéter avec le reste du Mélange de l'étape 6

9. Placer la spin colonne dans un 2 ml tube collecteur.

10. Ouvrir soigneusement la spin colonne et ajouter 500 µl de tampon AW1. Centrifuger à 10000t.p.m. pendant 1 minute.

11. Vider le tube de collecte et ajouter 500 µl de tampon AW2. Centrifuger pendant 3 minutes, 1 minute à 10.000 tours par minute et à 2 minutes à pleine vitesse.

12. Placer la spin colonne dans un tube propre numéroté de 1,5 ml microfuge (avec lit).

13. Ouvrir soigneusement la spin colonne, éluer l'ADN avec le tampon AE 200 µl, enlever le

tampon sur le filtre pendant 1 minute et centrifuger à 8000 rpm pendant 1 minute.

Après avoir extrait de l'ADN, un aliquot séparé d'une quantité de 200 µl est mis dans un tube Eppendorf et conservé à -70 ° C.

#### **d) Préparation du gel d'agarose à 2 pour cent (2%)**

- Deux grammes de poudre d'agarose sont pesés et versés dans un tube gradué.
- Ajouter des tris borate Ethidium (TBE à une concentration de 0,5X) jusqu'à atteindre 100 ml.
- Homogénéiser le mélange puis le faire bouillir à 620 degrés pendant cinq minutes.
- Ajouter trois microlitres de bromure d'éthidium, puis verser le liquide dans un moule contenant des peignes qui y laisseront des trous après séchage.
- Les peignes sont enlevés et le gel est prêt pour utilisation.
- Les trous laissés sont appelés puits. Cinq microlitres du produit de la PCR sont mélangés à un microlitre de Bleu de Bromophénol (BB) en suite logés dans ces différents puits.
- Trois (03) microlitres de poids moléculaire 100 pair de base (100pb) sont logés dans chaque dernier puits. A cent volts, 30 à 60 minutes électrophorèses sont suffisantes pour faire la révélation.

#### **d) La composition du mélange réactionnel :**

Pour 1 tube (28,2xH<sub>2</sub>O +5xBuffer sans Mgcl<sub>2</sub>+5xBuffer avec  
Kcl+6xMgcl<sub>2</sub>+5xDNTP'S+0,5xBSA+0,5x  
[Primers(12+13)]+0,8xTaqpolymerase+2xADN)=50µl volume final.

#### **e) Révélation du gel d'agarose :**

La révélation se fait sur une machine composée d'un ordinateur, une imprimante et une chambre noire, constituée d'une camera et une lampe à UV. Nous plaçons le gel sur la plaque UV dans la chambre noire, puis nous refermons la chambre noire. Ensuite sur l'écran, nous ouvrons le logiciel qui fait la photo du gel. Après avoir photographié le gel, nous ajustons la forme et la luminosité du gel, puis nous l'annotons avant l'impression du gel.

## **2. 7. 5 Techniques malacologiques**

### **a) Prélèvement des mollusques :**

L'échantillonnage des mollusques était réalisé suivant la technique homme/époussette (33-39) . Les points de contact homme/eau sont définis selon les activités quotidiennes des populations (vaisselle, lessive, baignade, pêche, corvée d'eau, maraîchage et passage à gué). Les sites de transmission étaient identifiés par la présence de mollusques infestés (34)

La collecte des mollusques a été faite à l'aide d'un tamis de cuisine à mailles fines (diamètre: 18 mm) monté sur un cadre métallique, le tout fixé à un manche en bois de 2 m environ. Tous les supports immergés (chiffons, vieilles chaussures, ustensiles de cuisine abandonnés, vieilles nattes, etc.) étaient examinés à l'aide de longues pinces de 20 à 30 cm. Le temps de collecte était de 15 minutes. Pour cela, 3 à 4 personnes étaient chargées de la collecte des mollusques.

### **b) Identification**

Les mollusques étaient ensuite ramenés au laboratoire dans des boîtes en plastique contenant des feuilles de plantes aquatiques prélevées dans le gîte.

Au laboratoire les mollusques étaient triés puis identifiés grâce à la clé d'identification du Danish Bilahrziasis Laboratory (35)

## **2.8. Contrôle de Qualité et sécurité des données**

Les données étaient contrôlées quotidiennement sur le terrain pour détecter d'éventuelles erreurs et les informations manquantes en vue de procéder aux corrections.

Pour le contrôle de qualité des résultats parasitologiques, 10% des lames de Kato-Katz et 10% des filtres étaient relues par un second microscopiste qui ignore les résultats du premier lecteur pour la recherche et la quantification des œufs de schistosomes et ceux des autres helminthes.

## **2.9. Analyse statistique des données**

Les données ont été présentées sous narrative, de tableaux et de figures. Elles ont été saisies sur le logiciel Microsoft Excel (version 2007), puis analysées sur SPSS 16. Nous avons calculé la proportion des variables. Pour la comparaison des prévalences entre la saison des



pluies et la saison sèche, nous avons utilisé le test de Chi-carré ou la probabilité exacte de Fisher si besoin ont été utilisés pour comparer la proportion d'infection parasitaire entre les différents facteurs (les différentes tranches d'âge, le sexe, la saison de passage de l'enquête, la résidence (village vs hameau), la comparaison des moyennes. Le seuil de signification avait été fixé à 5%.

## **2.10. Considérations éthiques**

Le protocole de recherche de l'étude a d'abord été soumis et approuvé par le comité d'éthique institutionnel de la Faculté de Médecine et d'Odontostomatologie de Bamako. Nous avons ensuite rencontré le chef de village et ses conseillers d'abord, puis l'ensemble des chefs de famille. A tous, nous avons sollicité leur adhésion à la réalisation de l'étude. Pour cela, nous leur avons expliqué le but et la méthodologie de l'étude, les contraintes et les résultats attendus. Un consentement éclairé a été soumis pour signature aux adultes et un assentiment aux enfants mineurs. A tous, il a été spécifié que la participation à l'étude était volontaire.

Tous les participants qui éliminaient des œufs de schistosomes ou d'autres helminthes intestinaux ont été traités respectivement au praziquantel (40mg/kg) avec l'albendazole (400 mg) en prise unique selon les directives du Programme national de Lutte contre les schistosomoses et les géohelminthiases (PNLSHs).

### III. Résultats

#### 3.1. Résultats sociodémographiques

Au total, 850 participants ont été examinés au cours de cette enquête transversale à deux passages en 2007 et 2013

##### 3.1.1. Distribution de la population en fonction de la résidence

**Tableau I** : distribution de la population en fonction de la résidence 2007 et 2013

Résidence	2007		2013	
	n	%	n	%
Pong. Village	228	90,84	529	88,3
Pong. Hameau	23	9,16	70	11,7
Total	251	100,00	599	100,00

La majeure partie de la population provenait de Pongonon village aussi bien en 2007 qu'en 2013. 90,8% contre 9,2% en 2007 et 88,3% contre 11,7% en 2013

##### 3.1.2. Distribution de la population en fonction du sexe

**Tableau II** : distribution de la population en fonction du sexe en 2007 et 2013

Sexe	2007		2013	
	n	%	n	%
F	115	45,8	298	49,8
M	136	54,2	301	50,2
Total	251	100,00	599	100,00

Le sexe ratio :  $136/115 = 1,2$  en faveur du sexe masculin en 2007 et en 2013, le sexe ratio :  $301/298 = 1,0$  en faveur du sexe masculin

### 3.1.3. Distribution de la population en fonction du groupe d'âge et par résidence

**Tableau III** : distribution de la population en fonction du groupe d'âge et par résidence en 2013

Groupe d'âge	Pong.Village 2013		Pong.Hameau 2013		Total	
	n	%	n	%	n	%
[6-15ans ]	366	69,19	52	74,3	418	69,8
]≥16ans ]	163	30,8	18	25,7	181	30,2
Total	529	100,00	70	100,00	599	100,00

La tranche d'âge des enfants de 6-15ans constituait la majeure partie de la population aussi bien au village qu'au hameau en 2013 avec 69,19% au village contre 74,29% au hameau

## 3.2. Résultats parasitologiques

### 3.2.1. Le taux d'infestation moyen de *S. h.*, ankylostomes et *H. nana*

La Comparaison de la moyenne arithmétique des œufs de *S. h.*, de *H. nana*, et des ankylostomes entre 2007 et 2013 à Pongonon sont présentés dans le tableau IV

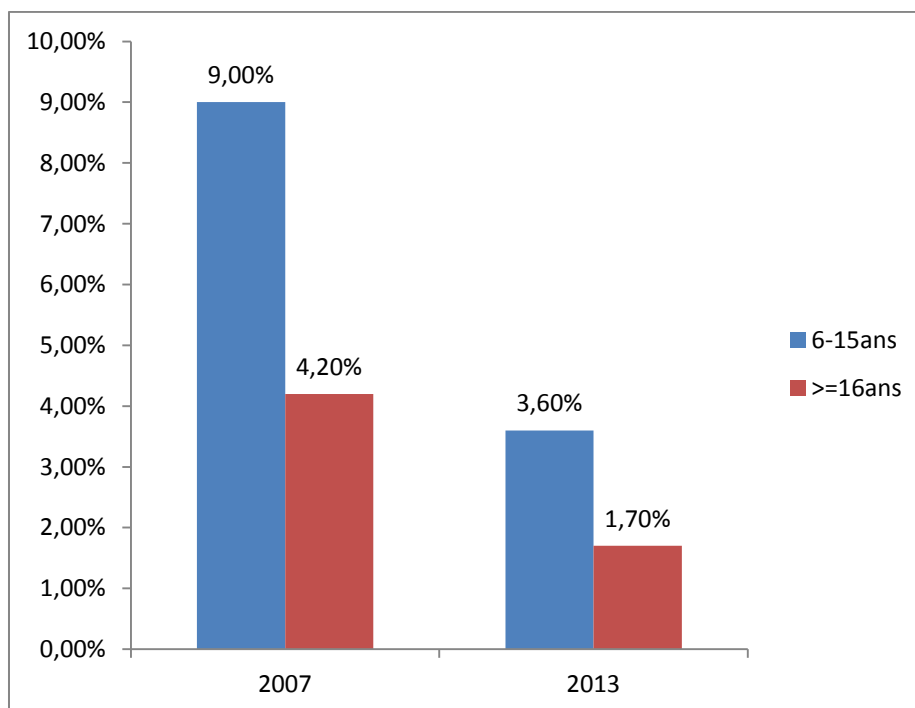
**Tableau IV** : comparaison des moyennes arithmétiques des œufs de *S. h.*, de *H. nana* et Ankylostomes entre 2007 et 2013

	2007			2013			P
Helminthes	Obs	Moyenne	Sd	Obs	Moyenne	Sd	
<i>S. haematobium</i>	224	2,790179	14,77228	598	24,63043	282,6967	0,24
<i>H. nana</i>	226	40,37611	260,1683	592	0,3986486	2,794095	0,0002
Ankylostome	226	0,7743343	8,625412	592	0,0016892	0,410997	0,02

Ce tableau nous montre une diminution très significative des œufs de *H. nana* et des ankylostomes de 2007 à 2013, avec des valeurs de *p* respectivement : 0,0002 et 0,02.

### 3.2.2. Prévalence globale comparée des helminthes selon le groupe d'âge et l'année,

La figure 1 nous donne une évolution comparée de la prévalence globale des helminthes selon l'âge et l'année

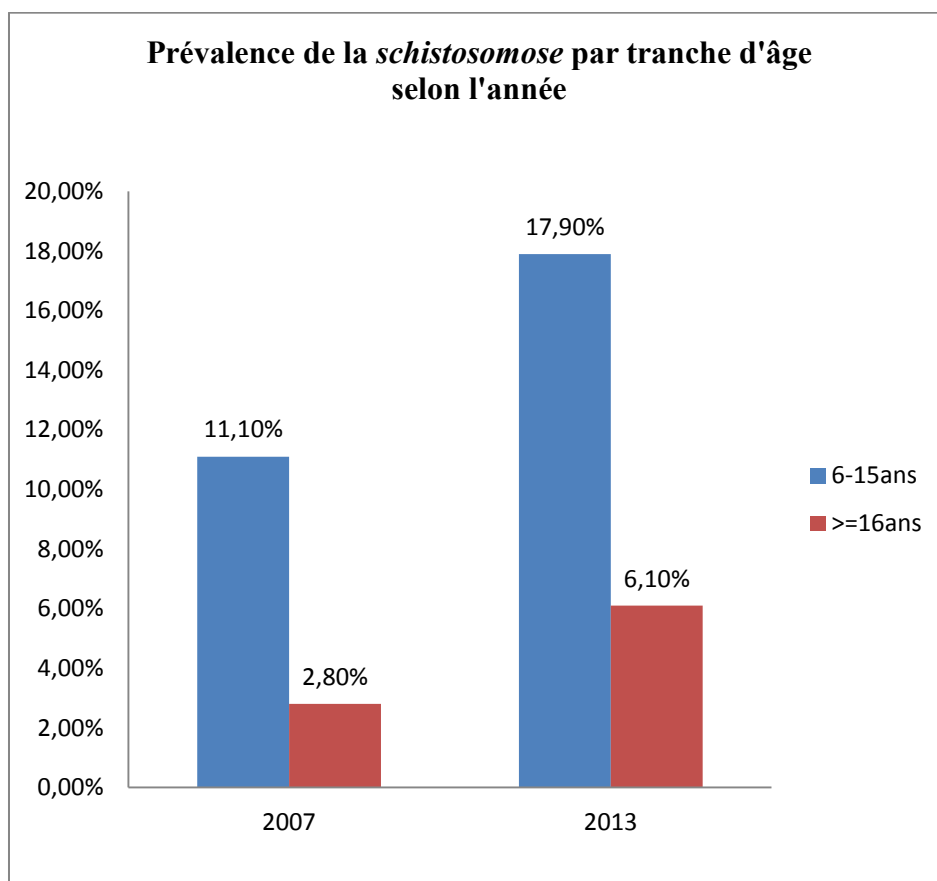


**Figure 1** : prévalence globale comparée des helminthes intestinaux selon le groupe d'âge et l'année,

La prévalence globale des helminthes intestinaux est significativement plus élevée chez les 6-15ans,  $p=0,009$  qu'en 2007 que 2013, et non significatif chez les 16ans et plus,  $p=0,2$ .

### 3.2.3. Prévalence la prévalence de la schistosomose selon le groupe d'âge et l'année,

La figure 2 nous décrit la prévalence de la schistosomose selon le groupe d'âge et l'année



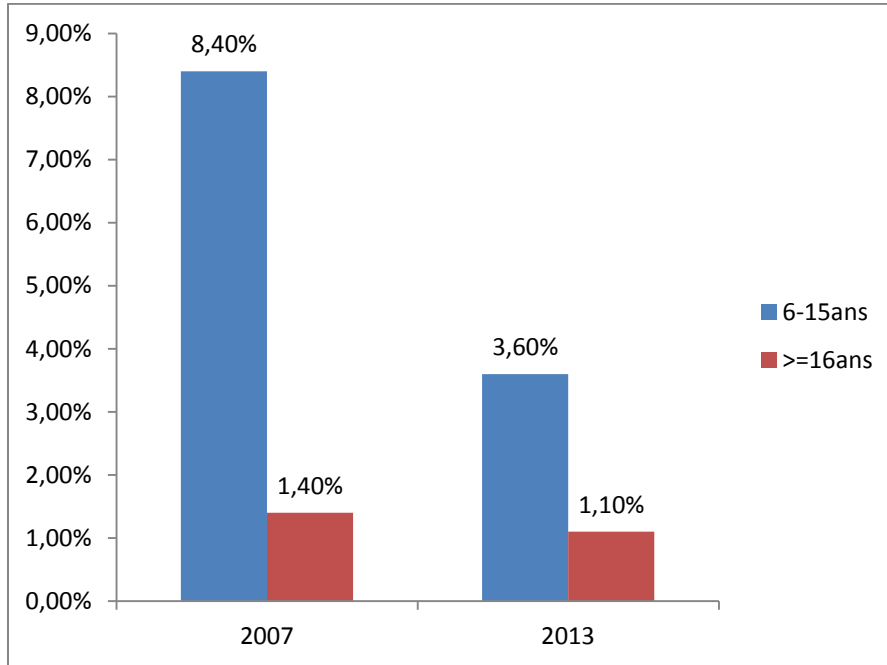
**Figure 2** : prévalence de la *S. h* selon l'année et par tranche d'âge selon l'année

La prévalence de *S. h* est plus significativement élevée,  $p=0,04$  chez les enfants de 6-15ans que les  $\geq 16$ ans et plus en 2007.

La prévalence de *S. h* est significativement plus élevée dans la tranche d'âge des 6-15ans,  $p=10^{-3}$  que les 16ans et plus en 2013.

### 3.2.4 Prévalence comparée de *H. nana* selon le groupe d'âge et l'année

La figure 3 nous indique la prévalence comparée de *H. nana* selon le groupe d'âge et l'année

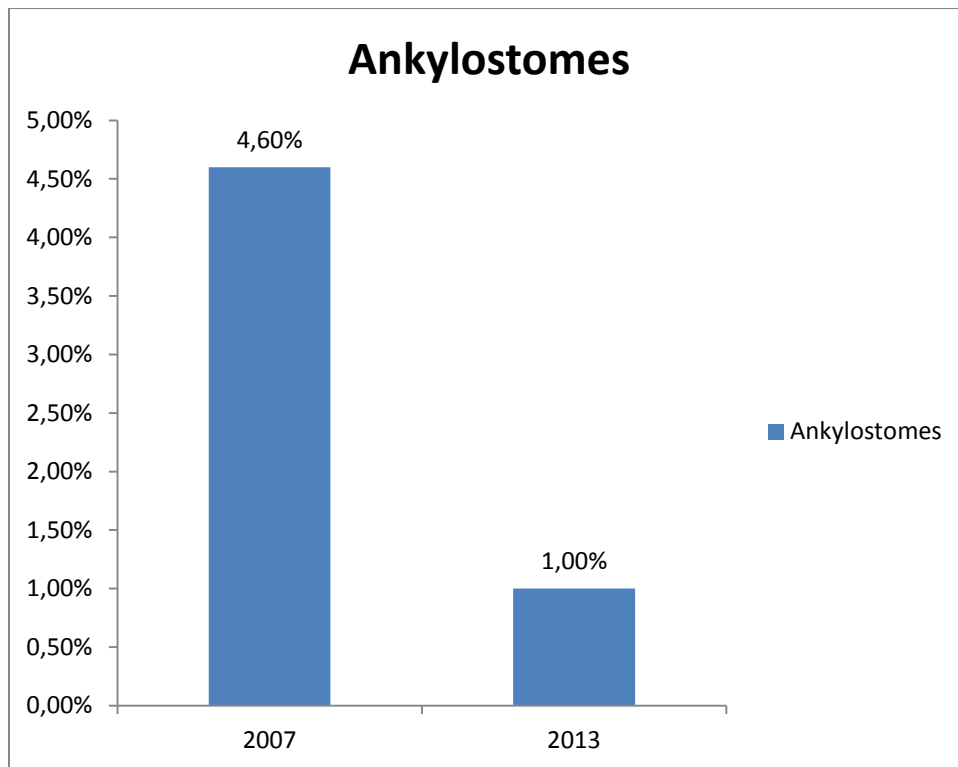


**Figure 3 :** prévalence comparée de *H. nana* selon le groupe d'âge et l'année

La prévalence de *H. nana* est significativement plus élevée dans la tranche d'âge des 6-15ans en 2007 qu'en 2013,  $p=0,02$  ; non significatif chez les 16ans et plus,  $p=0,008$

### 3.2.5. Prévalence comparée des ankylostomes selon le site et l'année

La figure 4 nous donne la prévalence comparée des ankylostomes selon le site et l'année



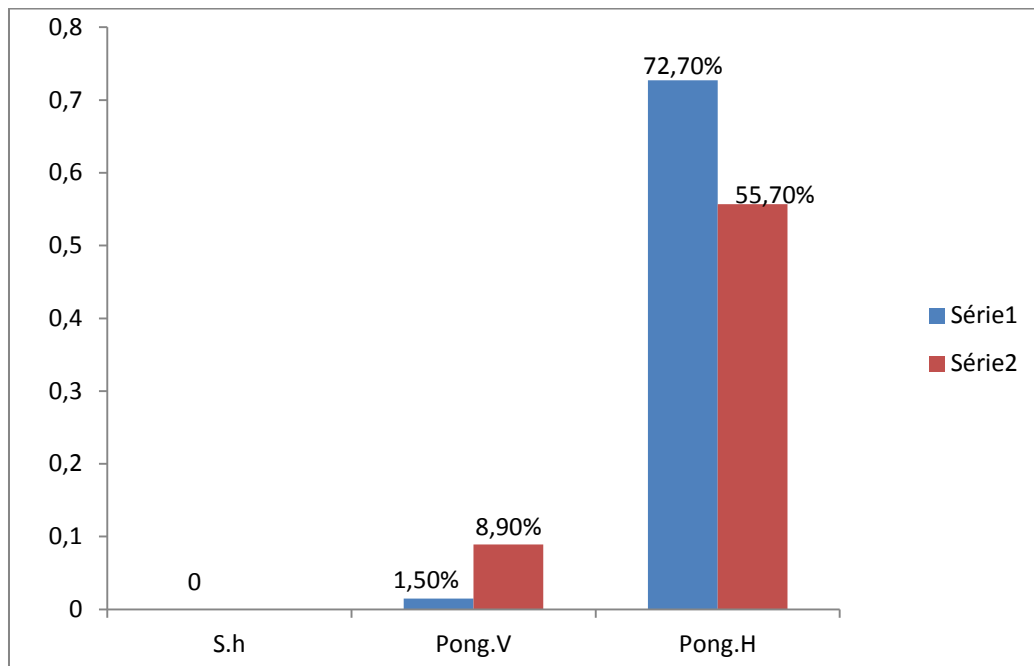
**Figure 4 : prévalence comparée des ankylostomes selon le site et l'année**

La prévalence des ankylostomes était plus élevée en 2007 qu'en 2013,  $p=0,008$ ,



### 3.2.6 Prévalence comparée des schistosomes selon le site et l'année

La figure 5 nous donne la prévalence comparée des schistosomes selon le site et l'année



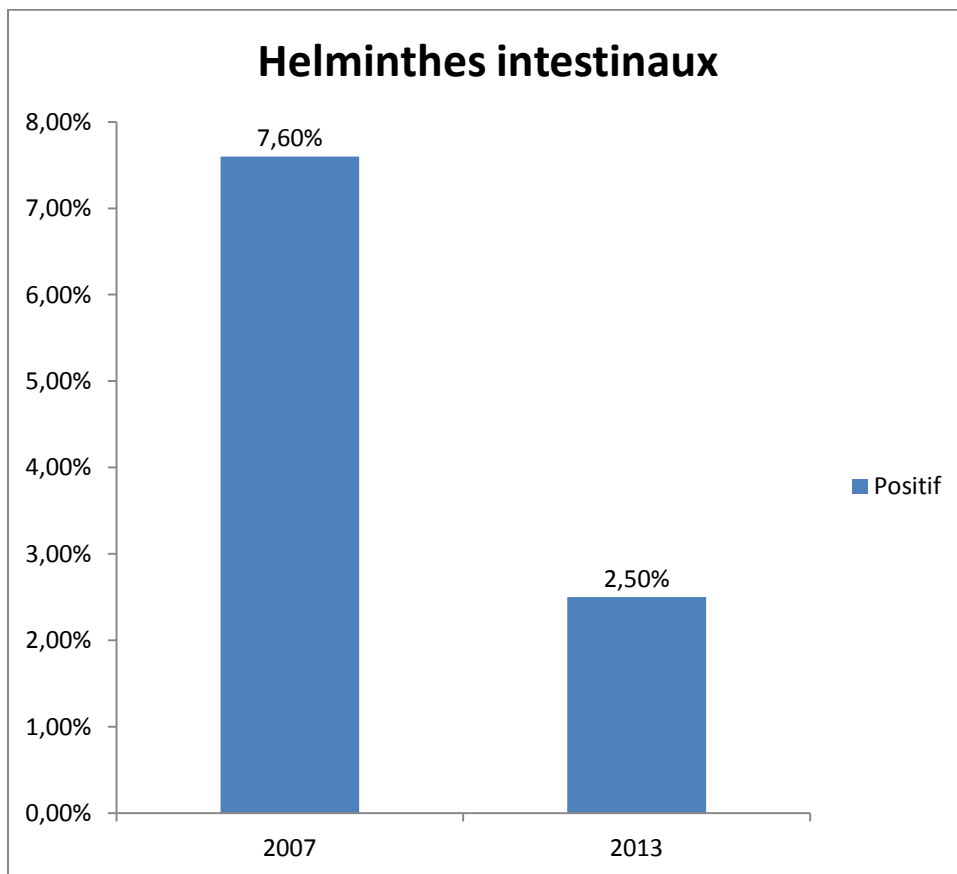
**Figure 5 : prévalence comparée de *S. haematobium* selon le site et l'année**

**Série 1= 2007**, la prévalence de *S. h* a significativement augmenté entre Hameau et village en 2007,  $p=10^{-3}$ .

**Série 2=2013**, La prévalence de *S. h* a significativement augmenté entre village et hameau en 2013,  $p=10^{-3}$

### 3.2.7. Prévalence globale comparée des helminthes intestinaux à Pongonon village entre 2007 et 2013

La figure 6 nous donne la prévalence globale comparée des helminthes intestinaux à Pongonon village entre 2007 et 2013

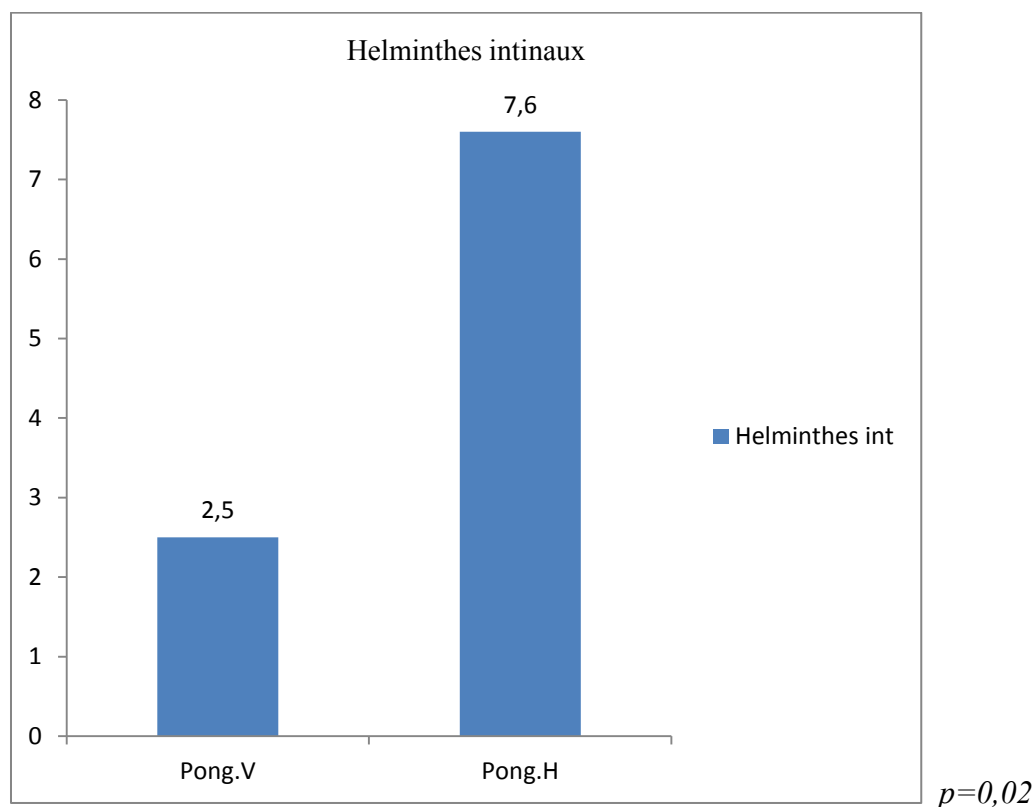


**Figure 6: prévalence globale comparée des helminthes intestinaux à Pong. Village entre 2007 et 2013**

La prévalence globale des helminthes intestinaux a significativement diminué à Pongonon-village entre 2007 et 2013,  $p=0,002$ .

### 3.2.8 . Prévalence globale comparée des helminthes intestinaux entre hameau et village en 2013

La figure 7 nous donne la prévalence globale comparée des helminthes intestinaux entre hameau et village en 2013

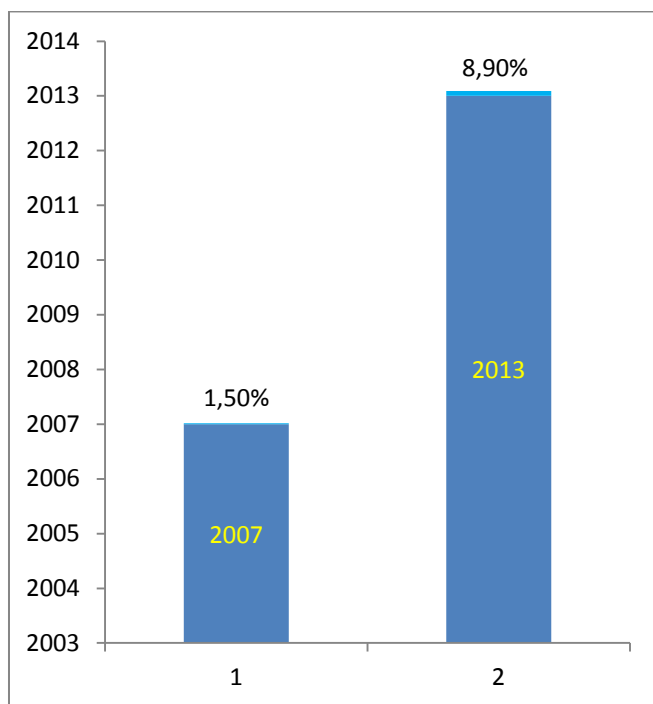


***Figure 7 : prévalence globale comparée des helminthes intestinaux entre hameau et village en 2013***

La prévalence globale des helminthes intestinaux a significativement augmenté entre Hameau et village en 2013,  $p=0,02$

### 3.2.9. Prévalence comparée des schistosomes entre 2007 et 2013 à Pongonon village

La figure 8 nous donne la prévalence comparée des schistosomes entre 2007 et 2013 à Pongonon village

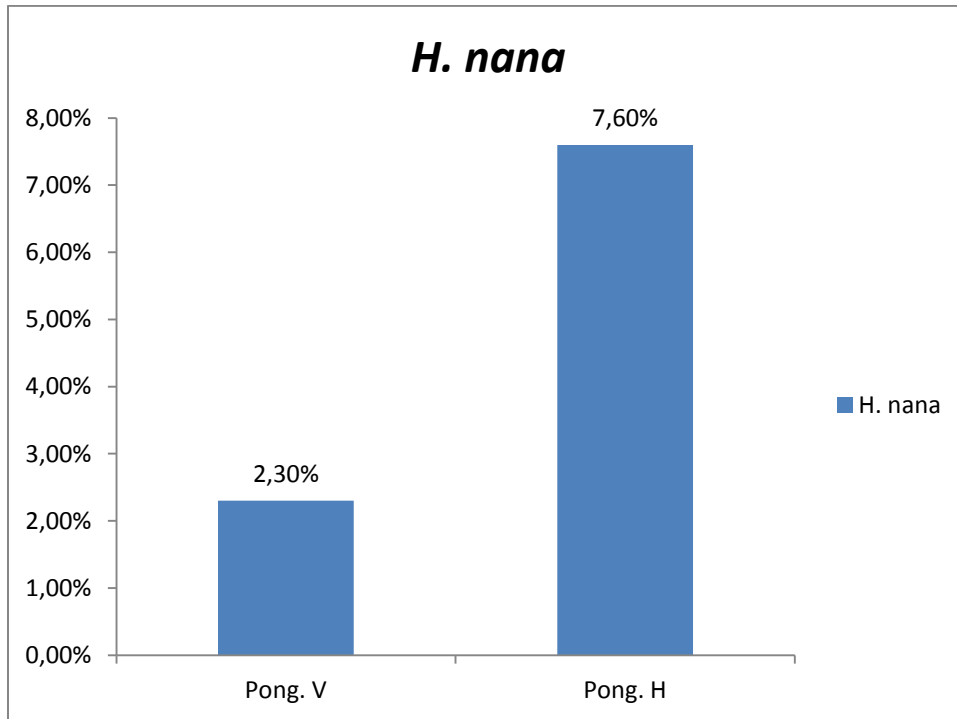


**Figure 8** : prévalence comparée de *S. h* entre 2007 et 2013,  $p=10^{-3}$ .

La prévalence de *S. h* a augmenté de façon significative à Pongonon-village entre 2007 et 2013,  $p=10^{-3}$ .

### 3.2.10. Prévalence comparée de *H. nana* entre Pongonon hameau et Pongonon village en 2013

La figure 9 nous donne la prévalence comparée de *H. nana* entre Pong. Hameau et Pong. Village en 2013.



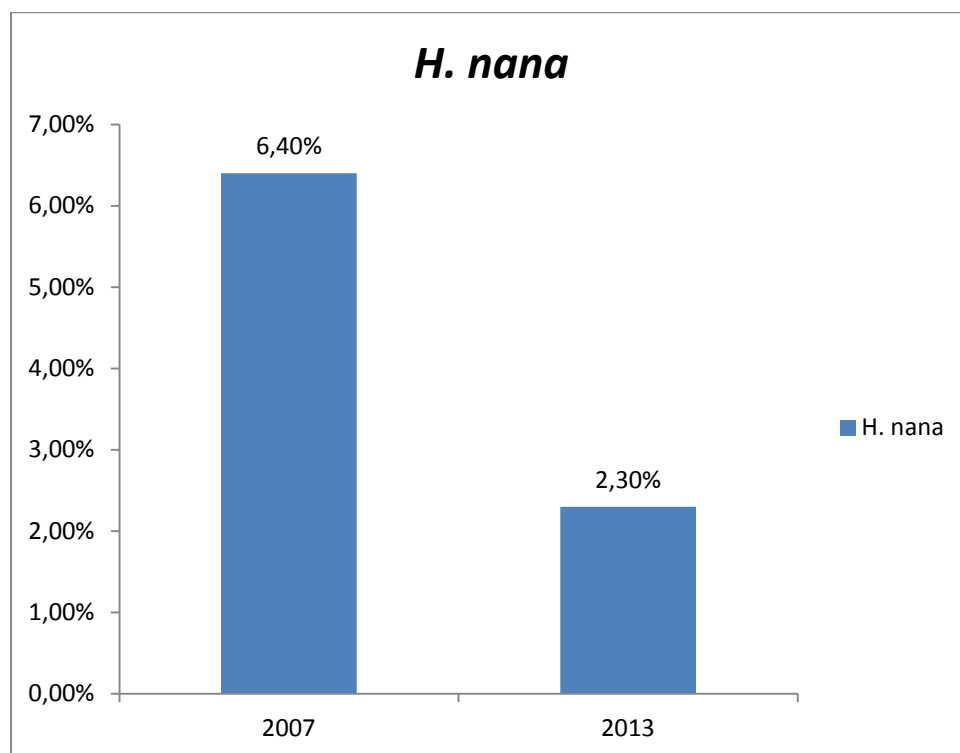
$p=0,01$

**Figure 9** : prévalence comparée de *H. nana* entre Pong. village et Pong. Hameau en 2013

La prévalence de *H. nana* a significativement augmenté,  $p=0,01$  entre Hameau et village 2013.

### 3.2.11. Prévalence comparée de *H. nana* à Pongonon village entre 2007 et 2013

La figure 10 nous donne la prévalence comparée de *H. nana* à Pongonon village entre 2007 et 2013.



$p=0,006$

**Figure 10 : prévalence comparée de *H. nana* à Pong. Village entre 2007 et 2013**

La prévalence de *H. nana* a significativement diminué à Pongonon-village entre 2007 et 2013 ;  $p=0,006$ .

### 3.3. Résultats malacologiques

Les gîtes à mollusques étaient représentés par deux types de collections d'eau :

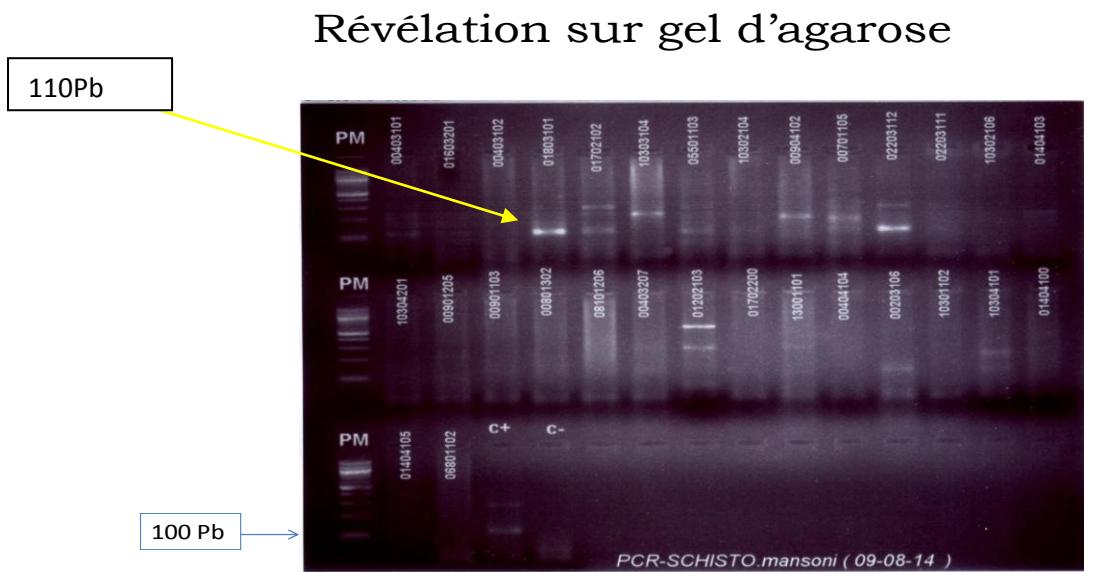
- ✓ les trous d'emprunt creusés pour la confection des briques en banco ; ils servaient en outre comme abreuvoir pour les animaux et comme piscine naturelle pour les enfants.
- ✓ le marigot situé à plus de 100 mètres à l'ouest de Pongonon hameau.

Nous avons effectué les prospections malacologiques au cours de deux passages, en septembre et décembre 2013, En septembre, nous n'avons observé aucune espèce de mollusques, ni à Pongonon village, ni à Pongonon hameau. Mais en décembre, nous avons capturé deux espèces de mollusques, *Bulinus forskalii* (30 spécimens) et *Bulinus senegalensis* (18 spécimens) uniquement dans les trous d'emprunt de Pongonon village. A la même période, nous n'avons observé aucune espèce de mollusque dans le cours d'eau.

### 3.4. Résultats moléculaires

Sur un total de 143 échantillons négatifs à la microscopie, après l'amplification nous avons trouvé 38 positifs soit 26,6% .

La figure 13 nous montre la photocopie du gel : les bandes à la taille de 110 paires de base, sont à la taille attendue. Le marqueur de Poids moléculaire est également à la taille attendue de 100pb.



13

*Figure 13 : photo du gel après révélation*



## IV. DISCUSSION

### 4.1. Echantillonnage

La technique d'estimation d'un paramètre (proportion) dans une population a été utilisée pour cette circonstance.

### 4.2. Résultats parasitologiques

#### 4.2.1. Données des Tests urinaires

La technique du Kato-Katz et celle de la technique de filtration, bien que peu sensibles comparées aux méthodes moléculaires, sont faciles à réaliser, nécessitent peu de matériels et sont peu encombrantes et peu coûteuses.

Les résultats de ce travail ont montré qu'en zone sahélienne, la prévalence des helminthes intestinaux et celle de *S. haematobium* variaient en fonction des périodes.

La prévalence globale des helminthes intestinaux a significativement diminué à Pongonon-village entre 2007 et 2013. En 2007 il y avait plus d'infection par les helminthes intestinaux (7,6%) contre (2,5%) en 2013, cela pourrait s'expliquer l'impact de l'adduction d'eau réalisée après 2007.

#### 4.2.2. Données coprologiques

La prévalence de *H.nana* a significativement diminué à Pongonon-village entre 2007 et 2013 ; de 6,4% en 2007 à 2,3% en 2013

La prévalence de *S.h* a augmenté de façon significative à Pongonon-village entre 2007 et 2013,  $p=10^{-3}$ . De 1,5% en 2007 à 8,9% en 2013 dans la même localité. L'adduction d'eau n'a pas eu d'impact sur la prévalence de la schistosomose.

La prévalence de *S.h* a significativement augmenté entre Hameau et village en 2007. De 1,5% au village à 72,7% au hameau à la même année 2007,  $p=10^{-3}$ . La réduction de la prévalence dépend du changement du comportement de la population.

La prévalence globale des helminthes intestinaux a significativement augmenté entre Hameau et village en 2013,  $p=0,02$ . De 2,5% au village à 7,6% au hameau à la même année 2013

La prévalence de *H.nana* a significativement augmenté,  $p=0,01$  entre Hameau et village 2013. De 2,3% au village à 7,6% au hameau à la même année

La prévalence de *S.h* a significativement augmenté entre village et hameau en 2013. De 8,9% au village à 55,7% au hameau à la même année

Les 6-15ans sont plus infectés que les 16ans et plus,  $p=0,04$  : 8,4% contre 1,4% à la même période 2007

La prévalence de *S.h* est plus significativement élevée,  $p=0,04$  chez les enfants de 6-15ans que les  $\geq 16$ ans et plus en 2007, respectivement 11,1% contre 2,8%

La prévalence de *S.h* est significativement plus élevée dans la tranche d'âge des 6-15ans,  $p=10^{-3}$  que les 16ans et plus en 2013, respectivement 17,9% contre 6,1%

La prévalence globale des helminthes intestinaux est significativement plus élevée chez les 6-15ans,  $p=0,009$  qu'en 2007 que 2013. De 9,0% en 2007 à 3,6% en 2013, une diminution très significative liée à l'adduction d'eau mise en place après 2007

La prévalence de *H. nana* est significativement plus élevée dans la tranche d'âge des 6-15ans en 2007 qu'en 2013  $p=0,02$ . Nous constatons une diminution très significative de la prévalence de *H. nana* de 2007 à 2013, respectivement de 8,4% à 3,6%. Cette baisse est en partie liée à la mise en place de l'adduction après 2007

Une diminution très significative des œufs de *H. nana* et des ankylostomes de 2007 à 2013, avec des valeurs de  $p$  respectivement : 0,0002 et 0,02.

Ces différences pourraient s'expliquer par l'impact de l'adduction d'eau réalisée après 2007 d'une part et d'autre part par l'administration cumulée de la vitamine à l'Albendazol par le programme national de lutte contre les géohelminthiases.

Toutefois, nos résultats diffèrent de ceux de Niangaly, une étude réalisée et publiée dont les résultats ont été comparés à ceux de notre étude ; observés dans la même localité selon lesquels, aucune infection due à *S. haematobium* n'a été rencontrée pendant la saison des pluies, alors que celle-ci était de 7,4% en fin de saison de pluies.

Ce qui nous a paru par contre édifiant, c'est la recrudescence des cas de *Schistosoma haematobium* entre 2007 et 2013. Cela pourrait être lié à l'absence de traitement des cas d'infection par les helminthes, notamment chez les enfants d'âge scolaire.

Dans une étude réalisée au sud du Mali, où l'humidité et la pluviométrie sont plus élevées, la prévalence des géohelminthes était de 11 % en septembre (19). Des études antérieures ont également montré que la période et les conditions d'hygiène défectueuses étaient associées au risque d'infection par les géohelminthes (36–38).

En plus de la saison, l'âge, le sexe et/ou les habitudes comportementales des sujets conditionnent également leur exposition à ces parasites. Les enfants d'âge scolaire étaient par exemple plus exposés au risque d'infection par *S. haematobium* que les adultes, une observation similaire a été faite également à l'Office du Niger (39). Contrairement à nos résultats, la prévalence de *S. haematobium* ne variait pas significativement en fonction du sexe selon de nombreuses autres études (25,33,34). En revanche, pour certains auteurs, les sujets de sexe masculin seraient plus affectés que ceux de sexe féminin(35,40). Classiquement, les enfants d'âge scolaire sont plus infectés par *S. haematobium* que les adultes (41). Cela pourrait s'expliquer par le fait que les enfants fréquentent plus les mares que les adultes.

L'adduction d'eau n'a pas eu d'impact sur la prévalence de la schistosomose, ni dans le village, ni au hameau en 2007 et 2013.

Cependant dans le village, nous avons constaté un impact positif sur la prévalence des helminthes intestinaux qui a considérablement baissé, avec un  $p=0,02$ . Il n'ya pas eu d'impact sur la prévalence au hameau. Ceci peut s'expliquer par l'ignorance des règles d'hygiène des aliments et des mains.

#### **4.3. Résultats de l'étude malacologiques**

Dans notre étude, les prospections menées en septembre n'ont pas permis de collecter de mollusques à cause probablement du phénomène de dilution des mollusques dans les gîtes. Toutefois, il faut noter que même en décembre avec le retrait des eaux, l'absence des mollusques transmetteurs (*Bulinus truncatus*, *B. globosus* ou *Biomphalaria pfeifferi*) à Pongonon village serait liée à la nature des gîtes (trous d'emprunt) défavorables à la prolifération de ces mollusques. Les deux espèces capturées, *B. forskalii* et *B. senegalensis* sont en effet bien adaptées aux biotopes instables et troubles des trous d'emprunt. Toutefois, celles-ci n'étant reconnues comme hôtes intermédiaires de schistosomes humains au Mali, elles n'ont pas été soumises au test d'émission cercarienne. A Pongonon hameau, où la plus part des cas de schistosomose urinaire ont été observées, une telle fréquence serait liée à une forte transmission autochtone. Toutefois, les marigots qui joueraient le rôle de gîtes à

mollusques étaient à sec en décembre. Nos résultats sont confirmés par ceux des études antérieures réalisées au Mali, selon lesquelles, les prévalences les plus élevées du parasite étaient associées à l'existence de gîtes permanents de mollusques (8,11,13,43)

#### **4.4. Résultats de biologie moléculaire**

Nos résultats confirment ceux d'autres auteurs, notamment les résultats obtenus par Pontes (21). L'utilisation de la PCR pour la détection de l'ADN de *S. mansoni* dans les échantillons de selles humaines a été décrite par Pontes (21). Ils ont démontré la détection de l'ADN de *S. mansoni* dans des échantillons de selles à 2,4 œufs par gramme de matières fécales, ce qui indique que la PCR est 10 fois plus sensible que l'examen Kato Katz.

## V. CONCLUSION

Nos résultats montrent que la schistosomose à *Schistosoma haematobium* était endémique à Pongonon notamment au hameau. La baisse significative des taux de prévalence et des charges ovulaires des helminthes intestinaux met en exergue l'utilité de l'adduction d'eau mise en place et au traitement de masse des enfants d'âge scolaire par l'administration de la vitamine A couplée à l'Albendazol. Cependant, les résultats suggèrent qu'il en faut plus notamment la chimiothérapie de masse au praziquantel pour lutter efficacement voir éradiquer la schistosomose dans la zone d'étude.

## REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES

1. <https://fr.wikipedia.org/wiki/Helminthe>
2. CDC. Parasites- Soil Transmitted helminths STH [Internet]. JANUARY 10. 2013. Available from: <http://www.cdc.gov/parasites/sth/>
3. Hotez PJ, Fenwick A, Savioli L, Molyneux D. Rescuing the bottom billion through control of neglected tropical diseases. *Lancet*. 2009;373:1570–5.
4. Chan M, Medley G, Jamison D, Bundy D. The evaluation of the potential global morbidity attributable to intestinal nematode infections. *Parasitology*. 1994;109:373–87.
5. De Silva N, Brooker S, Hotez PJ, Montresor A, Engels D. Soil-transmitted helminth infection : updating the global picture. *Trends Parasitol*. 2003;19:547–51.
6. Brooker S, Miguel E, Moulin S, Louba A, Bundy D, Kremer M. Epidemiology of single and multiple species of helminth infections among school children in Busia District, Kenya. *East Afr Med J*. 2000;77:157–61.
7. Bethony J, Brooker S, Albonico M, Geiger S, Loukas A, Diemert D, et al. Soil-transmitted helminth infections: ascariasis, trichuriasis and hookworm. *Lancet*. 2006;367:1521–32.
8. Godkar P. A textbook of medical laboratory technology. 2<sup>e</sup> édition. Mumbai (India): Bhalani Publishing house; 2003. 921-928 p.
9. Grantham-McGREGOR SM. Assessment of the effects of nutrition on mental development and behavior in Jamaican studies. *Am J Clin Nutr*. 1993;57:3035–95.
10. SK A. Intersectorial approaches to neglected diseases. *Ann NY Acad Sci*. 2008;1134:64–9.
11. Rai SK, Uga S, Ono K, Rai G M. Contamination of soil with helminth parasite eggs in Nepal. *Southeast Asian J Trop Med Public Heal*. 2000;31:388–93.

12. Naish S, McCarty J WG. Prevalence, Intensity and risk factors for soil transmitted helminth infection in a South Indian fishing village. *Acta Trop.* 2004;91:177–87.
13. Committee R of a WE. Prevention and control of intestinal parasitic infections. 1987. Thèse de Médecine
14. LH A. Nutritional influences on linear growth: a general review. *Eur J Clin Nutr.* 1994;48:75–89.
15. Beisel W. Effects of infection on nutrition status and immunity. *Fed Proc.* 1980;39:3105–8.
16. Silva RCA AA. Association between geohelminth infections and physical growth in school-children. 2008. Thèse de Médecine
17. Van der Werf MJ, de Vlas SJ, Brooker, Looman CW, Nagelkerke NJ, Habbema JD ED. Quantification of clinical morbidity associated with schistosome infection in Sub-Saharan Africa. *Acta Trop.* 86(2-3):125–39.
18. Corachan M, Ruiz L, Valls ME GJ. Schistosomiasis and the Dogon country Mali. *Am J Trop Med Hyg.* 1992;47:6–9.
19. Enk MJ, Lima AC, Drummond SC, Schall VT CP. The effect of the number of stool samples on the observed prevalence and the infection intensity with *schistosoma mansoni* among a population in area of low transmission. *Acta trop.* 2008;2-3(108):222–8.
20. Cavalcanti M, Silva L, Peralta R, Barreto M, Peralta J. Schistosomiasis in areas of low endemicity: a new era in diagnosis. *Trends Parasitol.* 2013;29(2):75–82.
21. Pontes LA, Dias-Note E. RA. Detection by Polymerase chain reaction of *Schistosoma mansoni* DNA in human serum and feces. *Am J Trop Med Hyg.* 2(66):157–62.
22. Espirito-Santo MC, Alvarado-Mora MV, Pinto PL, Carrilho JR GR. Two sequential PCR amplifications for detection of *Schistosoma mansoni* instool samples with low parasite load. *Rev Inst Med.* 5(54):245–8.

23. Montresor A CD. Helminth control in school-age children. Edition; 2002.
24. Golvan YJ. Eléments de parasitologie médicale. 2è édition. Paris: Flammarion Médecine-sciences. 1974. 599 p.
25. Dolo A, Cancrini G, Traore F et al. Protozoan infections and intestinal helminthiasis among the population of a village in the southern Sudan savannah area of Mali, West Africa. *Parassitologia*. 1996;38:585–9.
26. Jensen LA, Martin JW, Dyck DD LH. Prevalence of multigestrointestinal infections with helminth, protozoan and Campylobacter spp. in Guatemalan children. *J Infect Dev Ctries*. 2009;3:229–34.
27. Brinkmann UK, Powollik W, Weller C TM. An evaluation of sampling methods within communities and the validity of parasitological examination techniques in the field. *Trop Med Parasitol*. 1988;39:162–6.
28. Brinkmann U, Weller C, Traore M, Korte R. The national Schistosomiasis Control Programme in Mali, objectives, organization, results. *Trop Med Parasitol*. 1988;39:157–61.
29. Utzinger, J Becker SL, Van Liesbout L, Van Dam G3 KS. New diagnostic tools in schistosomiasis. *Clin Microbiol infect*. 2015;6(21):529–42.
30. De Clercq D, Rollinson D, Diarra A et al. Schistosomiasis in Dogon country, Mali: identification and prevalence of the species responsible for infection in the local community. *Trans R Soc Trop Hyg*. 1994;88:653–6.
31. Clements A, Barnett A, Ny andinddi U, Lwambo N, Kihamia C, Blair L. Age and gender effects in self-reported urinary schistosomiasis in Tanzania. *Trop Med Int Heal*. 2008;13:713–21.
32. Nozais J, Danis M, Gentlini M. Maladies parasitaires. Paris, France: ESTEM; 1996. 165 p.



33. Nozais J, Doucet I. La méthode de Kato. Valeur comparée avec les autres méthodes d'examen coprologique simples dans le dépistage des helminthiases intestinales. *Med Afr Noire*. 1976;23:75–9.
34. Ngo Y, Rambaud I, Nozais J, Danis M. Traitement des parasitoses intestinales. *Ann Gastroenterol d'hépatologie*. 1993;36.
35. Tiendrebeogo S. Parasitoses intestinales et bilharziose urinaire en milieu scolaire dans la ville de Ouagadougou(Burkina Faso). 1992. Thèse de Médecine
36. Massougbodji A, Yessoufou S, Sadeler B. Etude comparative de la prevalence de l'anguillulose en zone urbaine et rurale dans la région méridionale du Benin. *Publ Méd Afr*. 1988;88:6–12.
37. OMS. Importance des parasitoses intestinales en santé publique. *Bull World Heal* .... 1988;66:23–4.
38. OMS. Infections intestinales à protozoaires et à helminthes. *Série Rapp Tech*. 1982;666:168.
39. Dabo A, Badawi H, Bary B, OK D. Urinary Schistosomiasis among preschool-aged children in Sahelian rural community in Mali. *Parasites and Vectors Vectors*. 2011;4:21.
40. Dabo A, Sacko M, Toure K, Doumbo O, Dialo A. Morbidite echographique due à *Schistosoma haematobium* dans un quartier peripherique de Bamako au Mali, Missabougou. *Bull Soc Pathol Exot*. 1995;88:29–34.
41. Sangho H, Dabo A, Coulibaly H DO. Prevalence et perception de la schistosomose en milieu périuribain de Bamako au Mali. *Bull Soc Pathol Exot*. 2002;95:292–4.
42. Deribe K, Eldaw A, Hadziabduli S et al. High prevalence of urinary schistosomiasis in two communities in South Darfur: implication for interventions. *Parasit Vectors*. 2011;4:14.

43. Demeure CE., Ribet P., Abel L., Ouattara M., Bourgeois A. DAJ. Resistance to *Schistosoma mansoni* in humans: Influence of IgE/IgG, balance and IgG2 in immunity to reinfection after chemotherapy. *J Infect Dis.* 1993;168:1000–8.
44. Coussinier-Paris P, Dessein A. Schistosoma-specific helper T cell clones from subjects resistant to infection by *Schistosoma mansoni* are Th0/2. *Eur J Immunol.* 1995;25:2295–302.
45. (Abel L., Demenais F., Prata A., Souza A. E. DA. Evidence for the segregation of a major gene in human susceptibility/resistance to reinfection by *Schistosoma mansoni*. *Am J Hum Genet.* 1991;48:959–70).
46. Wilkins H.A., Blumenthal U. J., Hagan P., Hayes R. J. TS. Resistance to reinfection after treatment of urinary schistosomiasis et le comportement des populations vis-à-vis des points d'eau. *Trans R Soc Trop Med Hyg.* 1987;(81):29–35.
47. De Clercq D, Sacko M, Behnke JM, Traore M VJ. Schistosoma and geohelminth infections in Mali, West Africa. *Ann Soc Belg Med Trop.* 1995;75:191–9.
48. Gamboa MI, Kosurbsky LE et al. Association between geohelminth and socioenvironmental conditions among different human population in Argentina. *Rev Panam Salud Publica.* 2009;26:1–8.
49. Ndamukong KJ. Epidemiology of intestinal nematodes in school-age children of the Kumba Urban Area, South west Cameroon. *East Afr Med J.* 2005;82:559–64.
50. World Health Organization. Prevention and control of schistosomiasis and soil-transmitted helminthiasis. Report of a WHO Expert Committee. Geneva: World Health Organization; 2002.
51. Engels D, Chitsulo L, Montresor A, Savioli L. The global epidemiological situation of schistosomiasis and new approaches to control and research. *Acta Trop.* 82(2):139–46.
52. Madsen H. CG& FP. Distribution of freshwater snails in the Niger river basin in Mali with special reference to the intermediate hosts of schistosomes. *Hydrobiologia.* 1987.

53. Dabo A. DS& DO. Distribution des mollusques hôtes intermédiaires des schistosomiasis humaines à l'Office du Niger (Mali). *Bull Pathol Exot.* 1994;(3)(87):164–9).
54. Nokes C BD. Does helminth infection affect maternal processing and educational achievement? *Parasitology Today.* 1994;10:14–8.

## ANNEXE 1 : TECHNIQUE DU KATO-KATZ

### Matériels

- Lames porte-objet (75x25mm);
- Crayons gras ou marqueurs indélébiles;
- Spatules;
- Membranes de cellophane découpées en rectangles de 5cm x 2cm;
- Tamis d'acier de mailles 300-500µm de diamètre;
- Calibreur;
- Papier hygiénique;
- Solution de vert de malachite-glycérol ou solution Kato composée de :
  - ✓ 1ml d'une solution aqueuse à 3% de vert de malachite ;
  - ✓ 100ml de glycérol;
  - ✓ 100ml d'eau distillée;
  - ✓ -Chambre humide (bac contenant plusieurs couches de papier hygiénique humectées d'eau).

### Mode opératoire

Il faut tout d'abord inscrire le numéro d'identification de l'élève sur l'un des bouts de la lame porte-objet. La selle est ensuite tamisée et le tamisât est prélevé à l'aide d'une spatule, puis déposé dans le trou d'un calibreur (capacité 25mg de selles) placé au milieu de la lame porte-objet. Après avoir raclé la surface de la selle avec la spatule de manière à y enlever l'excès de selle, le calibreur est soulevé délicatement. Une membrane de cellophane découpée en rectangle et trempée dans la solution Kato est déposée sur la selle. La lame est ensuite retournée sur la table (membrane de cellophane vers le bas) recouverte de papiers absorbants. Par une légère pression exercée à l'aide du pouce ou avec la paume de la main sur les bouts de la lame, la préparation est étalée de façon homogène. La lame est placée dans la chambre humide et peut être aussitôt lue au microscope à l'objectif (x10) ou (x40) pour la recherche des œufs d'ankylostomes. Toutefois, il convient d'attendre que la préparation s'éclaircisse (15 à 30mn selon la ventilation et la température du laboratoire) avant de procéder à la recherche des œufs des autres helminthes (*Schistosoma mansoni*, embryophores de *Taenia* s.p., *Ascaris lumbricoïdes* etc.).

Tous les œufs d'helminthes rencontrés dans la préparation étaient identifiés et comptés. Le nombre total d'œufs observés est exprimé en nombre d'œufs par gramme de selles selon la formule suivante:

$$y = \frac{A \times 1000}{25\text{mg}}$$

y = nombre d'œufs dans 1g (ou 1000mg) de selles;

A = nombre d'œufs dans 25mg de selles;

La charge ovulaire est définie comme le nombre d'œufs/g de selles. Nous avons procédé à trois examens successifs sur toutes les lames négatives pour augmenter la sensibilité de la technique du Kato-Katz.

Pour mesurer les charges ovulaires, la classification de l'OMS adoptée en 1985 [35] a été retenue:

0 œuf -----	infection nulle
1 – 99 œufs /g de selles -----	infection faible
100 – 399 œufs /g de selles -----	infection moyenne
≥ 400 œufs /g de selles -----	forte infection

Le seuil d'intensité pour le classement des infections dues aux géohelminthes et aux schistosomes est présenté ci-dessous

Helminthes	Densité de l'infection		
	Légère	Modérée	Massive
<i>A.lumbricoïdes</i>	1- 4999œufs/g	5000-49999œufs/g	≥50000œufs/g
<i>T. trichiura</i>	1-999œufs/g	1000-9999œufs/g	≥10000œufs/g
<i>Ankylostomes</i>	1-1999œufs/g	2000-3999œufs/g	≥4000œufs/g
<i>S.mansoni</i>	1-99œufs/g	100-399œufs/g	≥ 400œufs/g
<i>S.japonicum</i>	toute infection est considérée comme massive		

## ANNEXE 2 : TECHNIQUE DE FILTRATION DES URINES

### Matériel

- ✓ Filtre nytrel
- ✓ Seringue de 10 ou 20cc;
- ✓ Chambre de filtration;
- ✓ Pipette;
- ✓ Sachets en plastique;
- ✓ Joints d'étanchéité;
- ✓ Microscope optique.

### Mode opératoire

Avec les filtres nytrels, il n'est guère possible d'inscrire le numéro d'identification du patient sur le disque comme c'est le cas du papier Whatman. Le filtre est directement placé dans l'un des compartiments d'un porte-filtre que l'on adapte après au second compartiment. L'usage du joint d'étanchéité entre les deux compartiments empêche les urines de s'écouler au moment de la filtration. Après avoir bien mélangé les urines dans le pot en plastique, prélever en 10ml à l'aide d'une seringue. Adapter la seringue au porte-filtre, puis pousser le piston pour chasser les urines à travers le filtre tout en maintenant la seringue verticalement. Enlever la seringue du porte-filtre, puis tirer une nouvelle fois le piston et chasser le reste des urines restées sur le filtre. Dévisser les deux compartiments du porte-filtre et à l'aide d'une pince, et déposer le filtre sur une plaque d'étalement. Déposer une à deux goutte (s) de lugol sur le filtre et procéder à la lecture sous microscope à l'objectif (x10).

Pour l'identification de l'échantillon, il est recommandé de faire celui-ci au poste de lecture avec le pot qui contenait l'urine et qui porte le numéro d'identification de l'individu qui l'a fourni. La charge ovulaire de *Schistosoma haematobium* est définie comme le nombre d'œufs/10ml d'urine.

Trois classes d'intensité ont été définies pour caractériser les charges ovulaires de *Schistosoma haematobium* (35).

0 œuf ----- non infectée

1 – 49 œufs/10ml d'urine ----- Faiblement infectée

50-99 œufs/10ml d'urine ----- moyennement infectée

≥ 100 /10ml d'urine ----- fortement infectée.

### ANNEXE 3 : TECHNIQUE DE LA PCR

Cette technique décrite en 1985 par K. Mullis, permet une amplification enzymatique *in vitro* de l'ADN initial. Elle nécessite de connaître la séquence des régions qui délimitent de l'ADN à amplifier. Connaissant ces deux séquences, on synthétisera deux oligonucléotides qui ont deux fonctions. La première étant la reconnaissance de la partie de l'ADN à amplifier et le deuxième servant d'amorces à la Taq polymérase. Des cycles successifs sont entrepris, chaque cycle comprenant :

- \* Dissociation par la chaleur pour séparer les deux brins de l'ADN.
- \* Association avec les deux amorces spécifiques.

La fixation des amorces aux brins d'ADN est rendue possible grâce à un abaissement de température. Un des deux oligonucléotides se fixe sur un brin de l'ADN, le deuxième sur l'autre.

\* Elongation des amorces avec un ADN polymérase. Cette technique a eu de l'ampleur avec la découverte en 1988 d'un ADN polymérase non inactivé par la chaleur. Il s'agit de la Taq polymérase (isolée d'une bactérie thermophile adaptée à la vie dans des sources d'eau chaude ("*thermus aquatus*")). Avec la Taq polymérase on peut effectuer un nouveau cycle (dissociation, Association des amorces, réplification de l'ADN) sans avoir à ajouter chaque fois de l'enzyme. Il est maintenant possible d'automatiser ces réactions grâce à des thermocycleurs programmables en température et en temps.

Les paramètres suivants ont été utilisés pour la PCR, selon le protocole décrit par Pontes à l'exception que la séquence amorce inverse a été modifiée par un nucléotide qui a donné 100% d'homologie avec le génome de *S. mansoni* (SMFPONTES: 5'-GATCTGAATCCGACCCG-3' (SMRPER: 5'-TATTAACGCCACGCTCTCG-3'))(21).

Les paires d'amorces oligonucléotidiques ont été conçues pour être spécifiques à une région hautement répétitive du génome de *S. mansoni* décrit par Hamburger et al. en 1991. Les réactions ont été réalisées dans un volume final de 50. L'ADN a été amplifié en 35 cycles par une tétrade comme suit: une phase de dénaturation à 94 ° C pendant 30 secondes, une phase d'hybridation à 55 ° C pendant 30 secondes et une phase d'extension à 72 ° C pendant 30 secondes, suivie d'une phase d'extension finale à 72 ° C pendant 7 min.

**ANNEXES 4 : ICONOGRAPHIE : PHOTOS DU SITE D'ETUDE**

**Puits de Pogonon (70 m de profondeur)**



**Village de Pongonon avant l'aduction d'eau**





## Mare temporaire de Pongonon



## Pompe manuelle de Pongonon





Adduction d'eau de Pongonon