

LISTE DES FIGURES :

| | |
|---|----|
| Figure 1 : Morphologie des amibes..... | 7 |
| Figure 2 : Forme histolytica..... | 9 |
| Figure 3 : Forme minuta..... | 9 |
| Figure 4 : Kyste d' <i>Entamoeba coli</i> | 9 |
| Figure 5 : Morphologie des flagellées..... | 11 |
| Figure 6 : Trophozoïtes de <i>Giardia intestinalis</i> | 12 |
| Figure 7 : Kyste de <i>Giardia intestinalis</i> | 12 |
| Figure 8 : Forme végétative de <i>trichomonas intestinalis</i> | 14 |
| Figure 9 : Trophozoïtes de <i>Balantidium coli</i> | 15 |
| Figure 10 : Kyste de <i>Balantidium coli</i> | 15 |
| Figure 11 : Morphologie des nématodes..... | 19 |
| Figure 12 : Adulte d' <i>Ascaris lumbricoides</i> | 20 |
| Figure 13 : Œuf d' <i>Ascaris lumbricoides</i> | 20 |
| Figure 14 : Adulte d' <i>Enterobius vermicularis</i> | 22 |
| Figure 15 : Œuf d' <i>Enterobius vermicularis</i> | 22 |
| Figure 16 : Adulte de <i>Trichuris trichiura</i> | 24 |
| Figure 17 : Œuf de <i>Trichuris trichiura</i> | 24 |
| Figure 18 : <i>Ankystoma duodenale</i> | 26 |
| Figure 19: <i>Necator americanus</i> | 26 |
| Figure 20: Œuf d' <i>Ankystoma duodenale</i> | 26 |
| Figure 21 : Morphologie des cestodes..... | 27 |
| Figure 22: Scolex de <i>Tænia saginata</i> | 28 |
| Figure 23: Scolex de <i>Tænia solium</i> | 28 |
| Figure 24 : Anneau de <i>Tænia saginata</i> | 29 |
| Figure 25 : Anneau de <i>Tænia solium</i> | 29 |
| Figure 26 : Œuf de <i>Tænia saginata</i> | 30 |
| Figure 27 : Œuf de <i>Tænia solium</i> | 30 |
| Figure 28 : Œuf de <i>Tænia saginata</i> | 31 |
| Figure 29 : Œuf d' <i>Hymenolepis nana</i> | 31 |

| | |
|---|----|
| Figure 30 : Morphologie des schistosomes..... | 33 |
| Figure 31 : Adulte de <i>Schistosoma mansoni</i> | 34 |
| Figure 32 : Œuf de <i>Schistosoma mansoni</i> | 34 |
| Figure 33 : Œuf de <i>Schistosoma intercalatum</i> | 34 |
| Figure 34 : Adulte de <i>Fasciolopsis buski</i> | 36 |
| Figure 35 : Œuf de <i>Fasciolopsis buski</i> | 36 |
| Figure 36 : Technique de KATO-KATZ..... | 57 |
| Figure 37: Technique de SCOTCH TEST ANAL..... | 59 |
| Figure 38 : Technique de BAERMANN..... | 60 |

LISTE DES TABLEAUX

| | |
|---|----|
| Tableau I : Répartition des cas par catégorie d'âge..... | 82 |
| Tableau II : Répartition des cas en fonction du sexe..... | 82 |
| Tableau III : Répartition de la population en fonction de la consommation d'eau..... | 83 |
| Tableau IV : Répartition des cas en fonction des signes cliniques..... | 83 |
| Tableau V: Prévalence globale des parasitoses intestinales et détermination du niveau de polyparasitisme des individus de la population d'étude..... | 84 |
| Tableau VI: Répartition de la prévalence en fonction de l'âge..... | 85 |
| Tableau VII: Répartition de la prévalence en fonction du sexe..... | 85 |
| Tableau VIII: Répartition de la prévalence en fonction de la consommation en Eau..... | 86 |
| Tableau IX: Prévalence des espèces parasitaires identifiées par les différentes techniques d'examen microscopique des selles..... | 87 |
| Tableau X: Caractéristiques macroscopiques des selles..... | 88 |
| Tableau XI: Aspect du culot en fonction des techniques de concentration..... | 89 |
| Tableau XII: Quantité des débris de matières fécales..... | 89 |
| Tableau XIII: Aspect morphologique des parasites observés en fonction des Techniques..... | 90 |
| Tableau XIV : Répartition de la charge parasitaire en fonction des techniques | 91 |
| Tableau XV: Performance des techniques directes dans l'identification <i>d'Endolimax nana</i> | 92 |
| Tableau XVI : Performance des techniques directes dans l'identification <i>d'Entamoeba histolytica</i> | 93 |
| Tableau XVII : Performance des techniques directes dans l'identification de <i>Blastocystis hominis</i> | 93 |

| | |
|---|-----|
| Tableau XVIII : Performance des techniques directes dans | |
| l'identification de <i>Giardia intestinalis</i> | 94 |
| Tableau XIX : Performance des techniques directes dans | |
| l'identification de <i>Chilomastix. Mesnili</i> | 94 |
| Tableau XX : Performance des techniques directes dans | |
| l'identification de <i>Trichomonas intestinalis</i> | 95 |
| Tableau XXI: Performance des techniques directes dans l'identification | |
| d' <i>Ascaris lumbricoides</i> | 95 |
| Tableau XXII : Performance des techniques directes dans l'identification | |
| de <i>Trichuris trichiura</i> | 96 |
| Tableau XXIII : Performance des techniques de concentration dans | |
| l'identification d' <i>Endolimax nana</i> | 97 |
| Tableau XXIV : Performance des techniques de concentration dans | |
| l'identification d' <i>Entamoeba histolytica</i> | 97 |
| Tableau XXV : Performance des techniques de concentration dans | |
| l'identification de <i>Blastocystis hominis</i> | 98 |
| Tableau XXVI : Performance des techniques de concentration dans | |
| l'identification de <i>Giardia intestinalis</i> | 99 |
| Tableau XXVII : Performance des techniques de concentration dans | |
| l'identification de <i>Chilomastix mesnili</i> | 99 |
| Tableau XXVIII : Performance des techniques de concentration dans | |
| l'identification d' <i>Ascaris lumbricoides</i> | 100 |

SOMMAIRE

| | |
|--|----|
| INTRODUCTION..... | 1 |
| PREMIERE PARTIE: RAPPELS..... | 4 |
| CHAPITRE I: EPIDEMIOLOGIE, CLINIQUE ET PRISE EN CHARGE DES PARASITOSEES INTESTINALES..... | 5 |
| I. DEFINITION | 6 |
| II. EPIDEMIOLOGIE | 6 |
| II.1 AGENTS PATHOGENES DES PROTOZOOSSES INTESTINALES..... | 6 |
| II.1.1 LES AMIBES..... | 6 |
| II.1.2 LES FLAGELLES..... | 10 |
| II.1.3 LES CILIES : <i>Balantidium coli</i> | 15 |
| II.1.4 Les Coccidies intestinales..... | 16 |
| II.2 AGENTS PATHOGENES DES HELMINTHIASES INTESTINALES..... | 19 |
| II.2.1 Les nématodes..... | 19 |
| II.2.2 Cestodes adultes..... | 27 |
| II.2.3 Les trématodes..... | 33 |
| II.3 RESERVOIR DE PARASITES..... | 37 |
| II.3.1 Humain..... | 37 |
| II.3.2 Animal..... | 37 |
| II.3.3 Tellurique..... | 38 |
| II.4 MODE DE CONTAMINATION..... | 39 |
| II.4.1 Contamination par voie orale..... | 39 |
| II.4.2 Contamination par voie transcutanée..... | 39 |
| II.4.3. Contamination par inhalation..... | 39 |
| II.5 FACTEURS FAVORISANTS..... | 39 |
| II.5.1 Facteurs d'ordre général..... | 40 |
| II.5.2. Facteurs d'ordre individuel..... | 41 |
| II.6 REPARTITION GEOGRAPHIQUE | 41 |
| III. CLINIQUE | 42 |
| III.1 PHASE D'INVASION..... | 42 |
| III.2 PHASE DE MIGRATION LARVAIRE..... | 42 |
| III.3 PHASE D'ETAT..... | 43 |
| III.4 COMPLICATIONS..... | 43 |

| | |
|---|----|
| IV. PRISE EN CHARGE DES PARASITOSEs INTESrINALES | 44 |
| IV.1 TRAITEMENT | 44 |
| IV.1.1 Contre les protozoaires..... | 44 |
| IV.1.2 Contre les m6tazoaires..... | 44 |
| IV.2 PROPHYLAXIE | 45 |
| IV.2.1 La prophylaxie g6n6rale..... | 45 |
| IV.2.2 La prophylaxie individuelle..... | 45 |
| CHAPITRE II: TECHNIQUES DE RECHERCHES DES PARASITES DANS | |
| LES SELLES | 47 |
| I. PRELEVEMENT | 48 |
| II. LES METHODES DE RECHERCHES | 49 |
| II.1 Examen macroscopique..... | 49 |
| II.2 Examen microscopique..... | 49 |
| II.2.1 Examen direct 6 l'6tat frais..... | 49 |
| II.2.2 Examen apr6s coloration..... | 50 |
| II.2.3 Techniques d'Enrichissement (Les M6thodes de Concentration)..... | 50 |
| DEUXIEME PARTIE: TRAVAIL PERSONNEL | 63 |
| CHAPITRE I: METHODOLOGIE | 64 |
| I. CADRE D'ETUDE | 65 |
| II. TYPE ET PERIODE D'ETUDE | 65 |
| III. POPULATION D'ETUDE | 65 |
| IV. COLLECTE DES DONNEES | 66 |
| IV.1 Recueil et acheminement des selles..... | 66 |
| IV.2 Outils de collecte..... | 66 |
| V. EXAMEN PARASITOLOGIQUE DES SELLES | 66 |
| V.1 Examen macroscopique..... | 67 |
| V.2 Examen microscopique..... | 67 |
| V.2.1 Examen microscopique direct 6 l'6tat frais..... | 67 |
| V.2.2 Examen microscopique direct apr6s coloration..... | 68 |
| V.2.3 Examen microscopique apr6s concentration..... | 69 |
| VI. SAISIE ET ANALYSE DES DONNEES | 79 |
| CHAPITRE II: RESULTATS | 81 |
| I. Caract6res socio d6mographiques et cliniques | 82 |

| | |
|---|-----|
| I.1 Age..... | 82 |
| I.2 Sexe..... | 82 |
| I.3 Source d’approvisionnement..... | 83 |
| I.4 Symptomatologie..... | 83 |
| II. Prévalence des parasites intestinaux..... | 84 |
| II.1 Prévalence globale et niveau de polyparasitisme des individus..... | 84 |
| II.2 Prévalence en fonction de l’âge, du sexe et de la Source d’approvisionnement | 85 |
| II.2.1 Age..... | 85 |
| II.2.2 Sexe : | 85 |
| II.2.3 Source d’approvisionnement | 86 |
| II.3 Prévalence des différentes espèces parasitaires..... | 86 |
| III. Comparaisons des Kits Fumouze avec les techniques traditionnelles de diagnostic coprologique..... | 88 |
| III.1 Aspect macroscopique des selles..... | 88 |
| III.2 Qualité de la préparation après concentration..... | 88 |
| III.3 Morphologie des parasites observés..... | 90 |
| III.4 Charge parasitaire..... | 91 |
| III.5 Performance des Kits Fumouze dans l’identification des parasites intestinaux..... | 91 |
| III.5.1 A l’examen direct..... | 91 |
| III.5.1.1 Performance dans l’identification des amibes..... | 92 |
| III.5.1.2 Performance dans l’identification de <i>Blastocystis hominis</i> | 93 |
| III.5.1.3 Performance dans l’identification des flagellés..... | 94 |
| III.5.1.4 Performance dans l’identification des helminthes..... | 95 |
| III.5.2 A l’examen microscopique après concentration..... | 96 |
| III.5.2.1 Performance dans l’identification des amibes..... | 96 |
| III.5.2.2 Performance dans l’identification de <i>Blastocystis hominis</i> | 98 |
| III.5.2.3 Performance dans l’identification des flagellés..... | 98 |
| III.5.2.4 Performance dans l’identification des helminthes..... | 100 |
| DISCUSSION..... | 101 |
| CONCLUSION..... | 115 |
| REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES..... | 120 |

INTRODUCTION

Les parasitoses intestinales constituent un problème majeur de santé publique dans le monde particulièrement dans les pays en voie de développement confrontés à la promiscuité, aux catastrophes naturelles, aux manques d'eau potable et d'infrastructures sanitaires adéquates.

L'organisation mondiale de la santé (OMS), estime à plus de 2 milliards le nombre de sujets exposés et à 300 millions le nombre de malades. Ces infections sont responsables de 155000 décès chaque année dans le monde [58]. Ces parasitoses représentent plus de 40 % de la charge morbide imputable aux maladies tropicales dans le monde, paludisme non compris [58]. Elles ont un impact considérable sur la santé des populations et constituent un frein au développement économique. Elles sont aussi à l'origine d'anémie et de malnutrition surtout chez les enfants et souvent à l'origine d'un absentéisme.

Au Sénégal, les parasitoses intestinales sont endémiques et demeurent un motif fréquent de consultation avec des prévalences autour de 44% [23, 25, 34]. Pour faire face à cette situation, le Ministère de la Santé et de l'action sociale a mis en œuvre plusieurs stratégies de lutte. Parmi celles-ci figure, le déparasitage systématique avec l'administration du Mébendazole couplé à la vitamine A en stratégie avancée chez les enfants de moins de 5 ans au niveau de tous les districts du pays. Ainsi les parasites intestinaux deviennent de plus en plus rares et plus difficiles à détecter.

Le diagnostic de ces parasitoses, repose essentiellement sur l'examen microscopique des selles. Ce dernier comporte plusieurs étapes notamment un examen direct permettant entre autre l'identification des formes végétatives suivi d'une étape de concentration pour éventuellement détecter les parasites en cas de faible infestation. Cependant, le processus de détection des parasites intestinaux requiert beaucoup de temps et nécessite un personnel compétent, ce qui en fait un examen difficile à réaliser dans certaines conditions.

Dans un souci de faciliter le diagnostic de ces parasitoses afin d'améliorer la prise en charge des cas, les laboratoires FUMOUZE ont mis au point un kit permettant un meilleur gain de temps et une meilleure standardisation dans la réalisation d'un examen des selles .Ce qui serait donc un avantage considérable pour les laboratoires de biologie, pour les médecins cliniciens et surtout pour les patients. C'est dans ce cadre que s'est réalisée cette étude en collaboration avec le service de Parasitologie de l'hôpital Bobigny de Paris. Elle avait pour objectifs :

Objectif général :

Evaluer la performance du kit FUMOUZE comparé aux méthodes microscopiques traditionnelles dans l'identification des parasites intestinaux.

Objectifs spécifiques :

- Description des caractères sociodémographiques et cliniques de la population d'étude
- Étude de la prévalence des parasitoses intestinales au niveau du site d'étude
- Comparaison des techniques de détection des parasites intestinaux

PREMIERE PARTIE :

RAPPELS

CHAPITRE I :

EPIDEMIOLOGIE, CLINIQUE ET PRISE EN CHARGE DES PARASITOSEs INTESrINALEs

V. DEFINITION [18]

Les parasitoses intestinales sont définies comme étant des affections occasionnées par la présence de parasites pathogènes ou non pathogènes dans l'intestin grêle ou le colon de l'homme. Ce sont soit des protozoaires (Coccidies, Amibes, Flagellés,...); soit des vers de grande taille (Nématodes, Ténias, Douves,...). Ces affections constituent un problème de santé publique particulièrement dans les pays du tiers monde où la promiscuité ; le manque d'eau potable et d'installations adéquates se font sentir avec acuité. Elles étaient négligées mais actuellement elles font parties des programmes de tous les organismes sanitaires notamment, l'OMS qui les classe parmi les maladies tropicales négligées.

VI. EPIDEMIOLOGIE [72, 47, 8; 40, 55]

Les données épidémiologiques sont essentielles pour se faire une idée de l'importance de ces parasitoses intestinales au sein d'une communauté et prendre des mesures pour les combattre.

II.1 AGENTS PATHOGENES DES PROTOZOUSES INTESTINALES

Les protozoaires sont des organismes eucaryotes caractérisés par un état unicellulaire. Ils sont hétérotrophes et doivent se procurer des substances organiques. Ils se nourrissent par phagocytose ou par échanges membranaires.

II.1.1 LES AMIBES

Les amibes sont des cellules présentant des avancées cytoplasmiques dites pseudopodes qui leur permettent de se déplacer quand ils sont sous la forme végétative. Ces mouvements amiboïdes sont liés à la présence de protéines contractiles identiques à l'actine et à la myosine qui forment des micro-

filaments. Ils sont subdivisés en deux groupes : les amibes pathogènes représentés essentiellement par *Entamoeba histolytica* et les amibes non pathogènes (Figure 1).

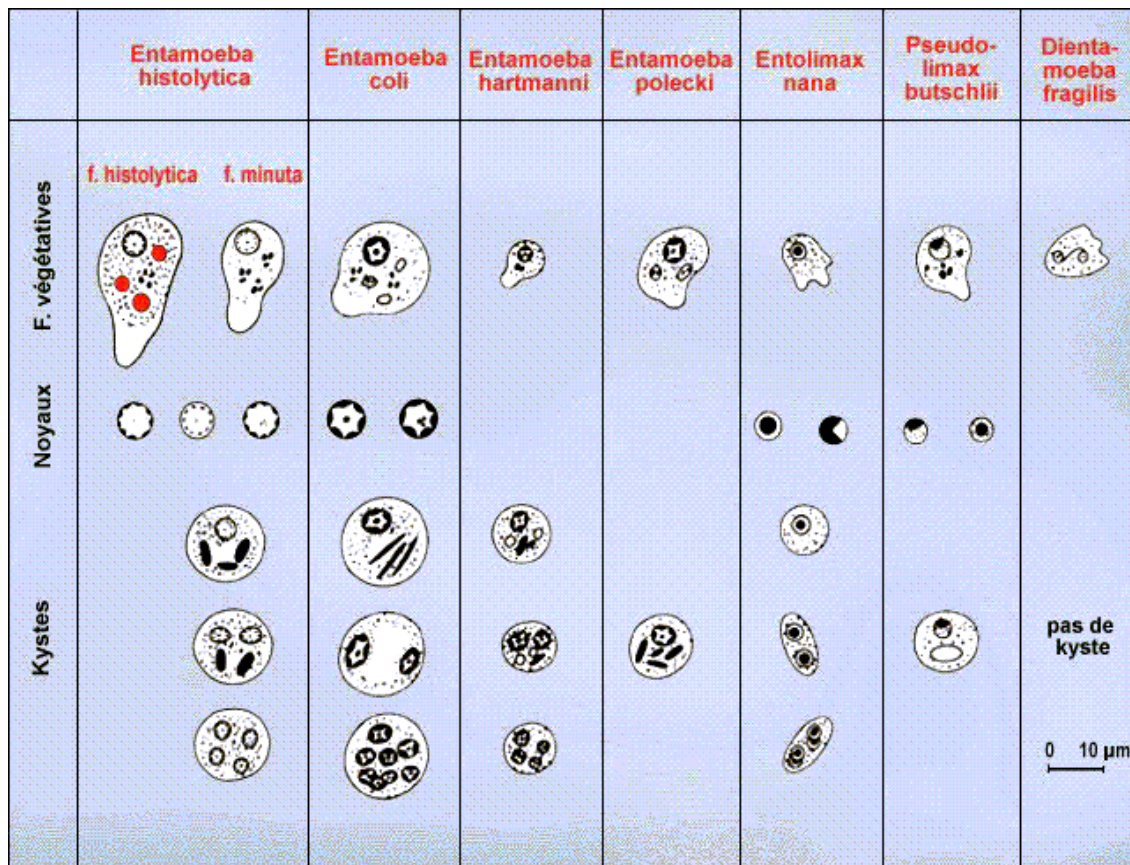


Figure1 : Morphologie des amibes [39]

II.1.1.1 *Entamoeba histolytica* :

Ce parasite est responsable de l'amibiase intestinale avec ou sans manifestations cliniques. Cette pathologie fait partie du groupe des maladies du péril fécal.

➤ Classification

Entamoeba histolytica est une espèce qui appartient au Phylum des *Sarcomastigophora* à la classe des *Lobosea* et au genre *Entamoeba*

➤ **Morphologie**

Entamoeba histolytica se présente sous trois formes : deux formes végétatives ou trophozoïte et une forme kystique.

- ***Entamoeba histolytica histolytica* :**

C'est la seule forme hématophage et pathogène. Cette forme mesure 20 à 40 µm de diamètre. A l'état frais, elle émet de longs prolongements (pseudopodes) qui lui assurent une grande mobilité. Le cytoplasme comprend une zone centrale ou endoplasme et une zone périphérique ou ectoplasme. L'endoplasme comprend des vacuoles contenant des hématies plus ou moins digérées. Le noyau mesure 4 à 7 µm et est surtout visible après coloration à l'hématoxyline ferrique. (Figure 2)

- ***Entamoeba histolytica minuta/dispar* :**

Cette forme n'est pas pathogène et se comporte comme un saprophyte du côlon. Elle se distingue d'*Entamoeba histolytica histolytica* par sa taille plus petite, 12 à 25 µm, une distinction plus nette entre l'endoplasme et l'ectoplasme et l'absence d'hématies dans l'endoplasme. (Figure 3)

- ***Kyste d'Entamoeba* :**

C'est la forme de résistance de l'amibe et de dissémination de la maladie. Il est arrondi ou ovalaire et mesure 10 à 14 µm de diamètre. Il est immobile et entouré d'une double membrane régulière. A maturité, il contient 4 noyaux qui sont bien visibles après coloration au lugol. Son cytoplasme contient des bâtonnets irréguliers à extrémités arrondies : ce sont les cristalloïdes ou corps sidérophiles. (Figure 4)

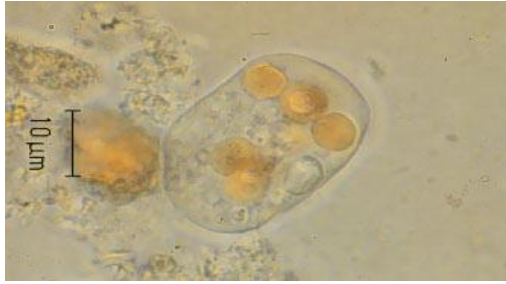


Figure 2 : Forme *histolytica* [39]



Figure 3 : Forme *minuta* [39]



Figure 4 : Kyste d'*Entamoeba histolytica* [39]

➤ **Biologie**

• **Habitat :**

La forme *histolytica* est un parasite strict de l'homme. Elle est retrouvée au niveau de la sous-muqueuse et n'existe que chez les sujets atteints d'amibiase aiguë.

La forme *minuta* vit à l'état libre à la surface de la muqueuse intestinale.

La forme *kystique* est retrouvée libre dans le gros intestin des porteurs asymptomatiques.

- **Cycle évolutif** : le cycle est direct et comprend deux phases :
 - **Phase non pathogène** : elle s'effectue à la surface de la muqueuse caecale et dans la lumière intestinale.
 - **Phase pathogène** : elle résulte de la transformation de la forme *minuta* en forme *histolytica* qui va se disséminer à travers l'organisme.

II.1.1.2 les Amibes non pathogènes

Il s'agit essentiellement *d'Entamoeba coli*, *d'Entamoeba hartmani*, *d'Entamoeba polecki*, *de Pseudolimax butschlii*, *d'Endolimax nana*, et *d'Entamoeba dispar*

Ces protozoaires font partis de la flore commensale de l'organisme mais toutefois dans certaines conditions comme chez les sujets immunodéprimés et surtout lorsque la consommation d'eau est faite au niveau des puits ; leurs prévalences peuvent augmenter.

A coté des amibes parasites ou saprophytes, l'homme peut être contaminé par des amibes libres comme *Naegleria fowleri* et *Acanthamoeba castellani* qui se multiplient dans la terre humide et les eaux douces.

II.1.2 LES FLAGELLES

Les flagellés sont des parasites représentant un vaste groupe parmi les protozoaires. Ils sont caractérisés par leur forme, leur taille, l'implantation et le nombre des flagelles, l'existence ou non d'une membrane ondulante, d'un axostyle, d'un cytostome et aussi leur déplacement souvent caractéristique. L'observation de ces différents caractères est plus aisée sur les parasites « fatigués » dont les mouvements se ralentissent.

Il existe 6 protozoaires flagellés parasites du tube digestif de l'homme : *Giardia intestinalis*, *Chilomastix mesnili*, *Trichomonas intestinalis*, *Enteromonas intestinalis*, *Embadomonas intestinalis*, *Dientamoeba fragilis*. Parmi ces flagellés les plus importants, fréquents, et pathogènes sont *Giardia intestinalis* et *Trichomonas intestinalis*. La pathogénicité des autres flagellés du tube digestif est encore discutée. (Figure 5)

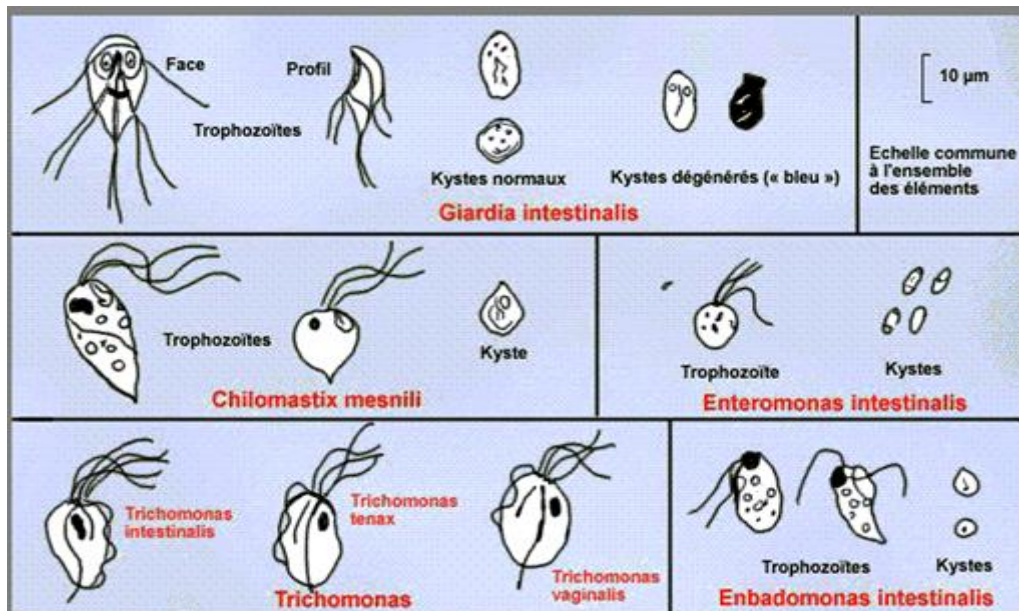


Figure 5 : Morphologie des flagellés intestinaux [39]

II.1.2.1 *Giardia intestinalis*

Il est responsable de la giardiase qui est une protozoose intestinale cosmopolite retrouvée principalement chez les enfants dénutris et les jeunes enfants après le sevrage.

➤ Classification

Giardia intestinalis appartient au Phylum des *Sarcomastigophora*, à la classe des *Zoomastigophora* et au Genre: *Giardia*.

➤ Morphologie

Le parasite se présente sous 2 formes :

- **Forme végétative ou trophozoïte**: c'est un parasite flagellé très mobile mesurant

10 à 20µm de long sur 6 à 10µm de large. Tous les organites sont en double. Vue de face, il ressemble à un **cerf volant ou une face de singe** avec une partie antérieure arrondie et une partie postérieure effilée. De profil, il a la forme d'une

cuillère. Le parasite présente à sa partie antérieure une dépression réniforme où viennent se loger deux volumineux noyaux avec leur caryosome central. Le parasite possède un corps parabasal, un axostyle et un blépharoplaste sur lequel sont insérées 4 paires de flagelles : 2 flagelles antérieurs (1 paire), 4 flagelles latéraux (2 paires) et 2 flagelles postérieurs (1 paire). (Figure 6)

- **Forme kystique** : elle est ovoïde ou ovale et mesure 10 à 15 μ de long sur 8 à 9 μ de large. Il présente une coque épaisse, claire, lisse et réfringente. La coque est légèrement détachée du parasite donnant l'aspect de membrane double.

Les noyaux sont au nombre de 4 répartis au niveau des 2 pôles. Dans l'axe du kyste, il y a des restes de flagellés en forme de virgule réfringente appelés les corps para-basaux. (figure 7)



Figure 6: Trophozoïte de *Giardia intestinalis* [39]



Figure 7: Kyste de *Giardia intestinalis* [39]

➤ **Biologie**

• **Habitat :**

Giardia intestinalis vit attaché à la muqueuse du duodénum et du premier ¼ de l'intestin grêle. Bien qu'il soit intra-luminal, il peut être retrouvé dans l'épithélium et dans la sous-muqueuse intestinale.

• **Cycle évolutif :**

Il se multiplie par bipartition et se nourrit par pinocytose avec formation de vésicules intra-cytoplasmiques. Il comporte deux parties l'enkystement qui se fait au niveau de la partie supérieure du duodénum et le dékystement qui a lieu au niveau du duodénum. Elles se multiplient activement par scissiparité pour donner 2 trophozoïtes fils qui vont gagner le duodénum

II.1.2.2 *Trichomonas intestinalis*

Il est responsable de la trichomonose qui est une affection parasitaire cosmopolite plus fréquente dans les zones chaudes tropicales et subtropicales. Avec l'avènement du Sida, *Trichomonas intestinalis* s'est avéré être un parasite opportuniste retrouvé chez les personnes infectées par le VIH.

➤ **Classification**

Trichomonas intestinalis est une espèce appartenant au phylum des *Sarcomastigophora*, à la Classe des *Mastigophorea* et au Genre *Trichomonas*.

➤ **Morphologie**

Trichomonas intestinalis n'existe que sous forme végétative ou trophozoïte et mesure 10 à 15 µm sur 7 à 10 µm. Il a une forme ovoïde en amande quand il est immobile. Il présente 5 flagelles antérieurs et un flagelle dirigé en arrière accolé au corps pour décrire une membrane ondulante. Cette membrane ondulante repose sur un filament de soutien appelé la costa. Il faut noter la présence d'un

gros noyau ovalaire situé à la partie antérieure du corps et la présence d'un blépharoblaste situé entre le noyau et l'extrémité antérieure. (Figure 8)



Figure 8 : Forme végétative de *Trichomonas intestinalis* [39]

➤ Biologie

• Habitat :

Trichomonas intestinalis est un parasite du gros intestin et du caecum de l'homme. Il existe des localisations extra intestinales. Le parasite se nourrit de bactéries, de leucocytes, d'hématies et de liquide du milieu intestinal.

• Cycle évolutif :

Trichomonas intestinalis se multiplie par scissiparité dans le caecum.

Il est retrouvé dans les selles diarrhéiques et dans le milieu extérieur. Les formes végétatives peuvent résister un mois dans l'eau et deux jours lorsque la température est de 25°C.

II.1.2.3 Flagellés non pathogènes : [37]

Il s'agit essentiellement de *Chilomastix mesnili*, d'*Enteromonas intestinalis*, d'*Enbadomonas intestinalis*, de *Dientamoeba fragilis*. Ce sont des parasites réputés non pathogènes mais peuvent être à l'origine de certains dysfonctionnements lorsque leur densité est forte. Ils sont souvent retrouvés

dans les selles diarrhéiques et moulées molles surtout chez les enfants et les sujets immunodéprimés.

II.1. 3 LES CILIES : *Balantidium coli*

Il est responsable d'une parasitose appelée balantidiose. C'est un parasite du porc transmis accidentellement à l'homme. Elle est cosmopolite mais se rencontre surtout dans les pays où la consommation de porc est importante.

➤ Classification

Balantidium coli appartient au phylum des *Ciliophora*, à la famille des *Balantididae* et au genre *Balantidium*

➤ Morphologie

Le parasite se présente sous 2 formes:

- **Forme végétative ou trophozoïte** : Elle est ovoïde et mesure 50 à 200 μ sur 20 à 70 μ . C'est le plus grand protozoaire parasite de l'homme. (Figure 9)
- **Le kyste** est arrondi et mesure 50 à 60 μ de diamètre. Il est entouré d'une coque épaisse très réfringente. Son cytoplasme renferme également un macronucléus, un micronucléus et des vacuoles digestives. (Figure 10)



Figure 9: Trophozoïte de *Balantidium coli* [30]



Figure 10: Kyste de *Balantidium coli* [30]

➤ **Biologie**

• **Habitat :**

La forme végétative vit dans la lumière du côlon. Lorsque les conditions sont défavorables, elle s'enkyste et les kystes sont éliminés dans le milieu extérieur avec les selles où ils peuvent vivre très longtemps.

• **Cycle évolutif :** Le parasite se multiplie de 2 façons :

- **Une reproduction asexuée :** Elle se fait par division binaire transversale après division des 2 noyaux. C'est une division du micronucléus par mitose puis du macronucléus et enfin du cytoplasme et des vésicules contractiles.
- **Une reproduction sexuée :** Elle se fait à partir de deux parasites qui vont s'accoler. Les micronucléus vont se diviser pour donner des pronucléus mâles et femelles. Il va y avoir une fécondation réciproque qui va aboutir à la formation de 8 filles.

II.1.4 Les Coccidies intestinales

Il s'agit d'*Isospora*, de *Sarcocystis* et de *Cryptosporidium* qui peuvent se présenter dans la muqueuse de l'intestin grêle et entraînent des parasitoses appelées coccidioses intestinales. Ces parasites sont habituellement doués d'un faible pouvoir pathogène mais ils peuvent devenir redoutables chez les sujets présentant une immunodépression.

➤ **Classification**

• *Isospora belli*

Il appartient au phylum des *Apicomplexa*, à la Classe des *Sporozoea* et au genre *Isospora*.

- ***Cryptosporidium***

C'est une espèce appartenant au Phylum des *Apicomplexa*, à la Classe des *Sporozoea* et au genre *Cryptosporidium* qui regroupe deux espèces : *Cryptosporidium hominis* et *Cryptosporidium parvum*

- ***Sarcocystis***

Il appartient au phylum des *Apicomplexa*, à la Classe des *Sporozoea* et au genre *Sarcocystis*

➤ **Morphologie**

Isospora belli se présente sous forme d'oocyste mesurant 20 à 30 µm sur 10 à 15 µm de large. Il est réfringent avec une extrémité effilée et cintrée qui donne à l'oocyste une forme dite en obus.

Sarcocystis hominis se présente sous forme d'oocyste ovoïde, réfringent et mesurant 12 à 15 µm sur 9 à 10 µm de large. Il présente 2 sporocystes contenant 4 sporozoïtes allongés en banane et une masse résiduelle granuleuse occupant l'un des pôles du sporocyste.

Cryptosporidium parvum et hominis se présentent sous forme d'oocyste sphérique, mesurant 4 à 5 µm de large, sans sporocystes et contient 4 sporozoïtes.

➤ **Biologie**

- **Habitat :**

Isospora belli : L'homme est l'hôte définitif ; le parasite est localisé dans les cellules épithéliales du tube digestif.

Sarcocystis hominis : Le parasite vit chez l'homme qui est l'hôte définitif et chez les bovins ou le porc qui sont les hôtes intermédiaires.

Cryptosporidium parvum : L'homme et les animaux sont les 'hôtes définitifs; le parasite est localisé dans les cellules épithéliales du tractus intestinal et plus rarement respiratoire.

- **Cycle évolutif :**

Isospora belli : L'homme se contamine en ingérant des oocystes matures par l'intermédiaire d'eau ou d'aliments souillés à la faveur des mains sales. Les oocystes d'*Isospora belli* libèrent 8 sporozoïtes infestants dans la lumière intestinale. L'évolution se fait ensuite en 2 phases : une Phase asexuée ou schizogonie et une Phase sexuée ou gamogonie.

Sarcocystis hominis :

La contamination se fait par ingestion de sarcocystes contenus dans la viande mal cuite. Le cycle nécessite la présence de deux hôtes et se déroule en deux phases une Phase asexuée ou schizogonie et une Phase sexuée ou gamogonie.

Cryptosporidium

Dans le tube digestif, sous l'action combinée d'enzymes et de sels biliaires, la paroi de l'oocyste est digérée et des sporozoïtes sont libérés dans la lumière digestive. Ceux-ci se transforment en trophozoïtes dont les différents stades de développement sont intracellulaires et extra cytoplasmiques. Après division, les trophozoïtes se transforment en schizontes qui donnent des mérozoïtes. Ceux-ci infestent d'autres cellules ou donnent des formes sexuées qui, après fécondation, aboutissent à d'autres oocystes. Le cycle dure 48h à 10-14 jours selon l'hôte. L'incubation chez l'homme est de 5 à 21 jours.

II.2 AGENTS PATHOGENES DES HELMINTHIASES INTESTINALES

II.2.1 Les nématodes [9,47]

Les némathelminthes sont des métazoaires triploblastiques à symétrie bilatérale. Leur corps, non segmenté, très allongé, effilé aux deux extrémités, a une section circulaire ; ce sont des vers ronds. Leur tube digestif est complet avec un système excréteur différencié, dépourvu d'organes locomoteurs et revêtu de téguments durs. Ils sont recouverts d'une imperméable couche avec cuticule. (Figure 11)

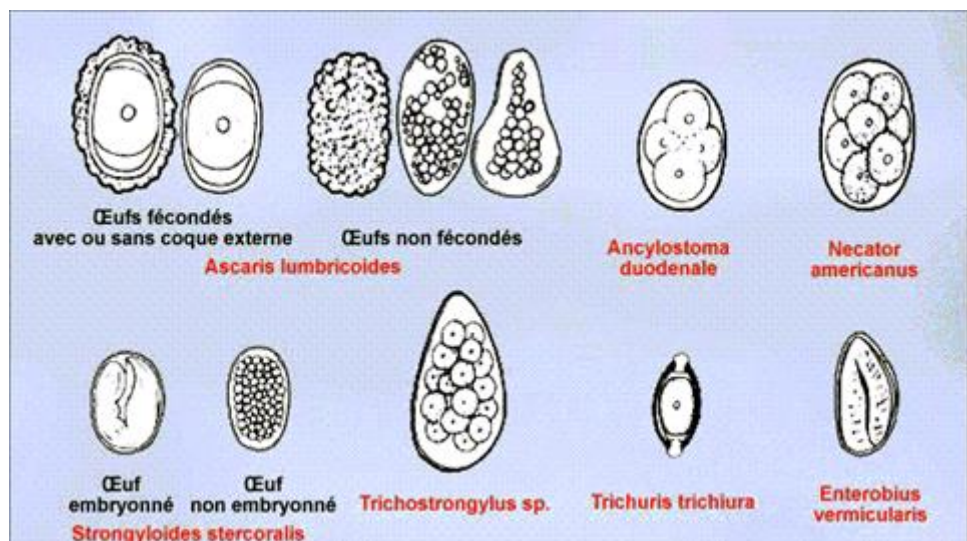


Figure 11: Morphologie des nématodes [30]

II.2.1.1 *Ascaris lumbricoides*

Il est l'agent responsable de l'ascaridiase (ou ascaridiose) qui est une parasitose cosmopolite atteignant un quart de la population mondiale. Elle prédomine dans les pays en voie de développement (PED) où différents facteurs concourent à sa transmission (la chaleur, l'humidité, le péril fécal).

➤ Classification

Appartenant au Phylum des *Nématodes*, *Ascaris lumbricoides* est une espèce de la Classe des *Secernantea* et du Genre *Ascaris*.

➤ Morphologie

• Ver adulte

C'est un ver rond, blanc rosé, recouvert d'une épaisse cuticule finement striée.

La femelle mesure 15 à 25cm de long sur 5mm de diamètre avec une extrémité postérieure rectiligne.

Le mâle mesure 15 à 17cm de long sur 3mm de diamètre avec une extrémité postérieure recourbée en crosse. La partie céphalique du ver adulte porte la bouche qui est entourée de 3 grosses lèvres portant chacune 2 papilles. (Figure 12)

• Les œufs

Les œufs d'*Ascaris* sont typiquement arrondis ou ovalaires, de couleur brun clair.

L'œuf fécond mesure 50 et 70 μm de long sur 40 à 60 μm de large et est entouré de deux coques : une coque externe mamelonnée de couleur jaune brune et une coque interne qui est lisse, épaisse et qui entoure une masse granuleuse non structurée. L'œuf non fécondé est irrégulier avec une coque externe mince. Il mesure entre 80 à 150 μm . (Figure 13)



Figure 12 : Adulte *Ascaris lumbricoïdes* [30]



Figure 13: Œufs d'*Ascaris lumbricoïdes* [30]

➤ **Biologie**

• **Habitat :**

Les vers adultes vivent dans l'intestin grêle de l'homme mais ils peuvent être retrouvés également dans d'autres viscères.

• **Cycle évolutif :**

Le cycle évolutif est direct, sans hôte intermédiaire. Les femelles fécondées pondent des œufs éliminés dans le milieu extérieur où ils s'embryonnent dans des conditions de température élevée (28 à 32°C) et de forte humidité. L'homme va s'infester en ingérant les œufs par l'intermédiaire des mains sales ou d'eau de boisson et d'aliments souillés.

Au niveau du grêle, la coque est dissoute sous l'action du suc gastrique, libérant ainsi une larve. Celle-ci va subir une longue migration dans l'organisme. Perforant la paroi de l'intestin, elle gagne le foie où elle séjourne 3 à 4 jours. Par la circulation, elle parvient au cœur droit, passe dans les vaisseaux pulmonaires puis pénètre par effraction dans les alvéoles.

Par jour, une femelle peut pondre jusqu'à 200 000 œufs. Le cycle dure au total 60 à 90 jours.

II.2.1.2 *Enterobius vermicularis*: Oxyure

C'est l'agent causal d'une helminthiase cosmopolite bénigne et qui est la plus fréquente avec un milliard de personnes infectées dans le monde et particulièrement les enfants.

➤ **Classification**

L'espèce *Enterobius vermicularis* ou *oxyure* appartient au Phylum des *Nématelminthes* ou vers ronds, à la Classe des *Secernentea*, et au genre *Enterobius*.

➤ Morphologie

- **Ver adulte :** C'est un ver blanc nacré filiforme. La femelle mesure 9 à 12mm sur 0,3 à 0,5mm de diamètre avec une zone effilée et pointue. Elle présente un orifice génital et un orifice anal non terminal. Elle a un aspect globuleux lorsqu'elle est gravide. Le mâle mesure 3 à 5mm de long sur 0,1 à 0,2mm de large avec une extrémité postérieure recourbée en crosse et présente un spicule copulatoire. (Figure 14)
- **Œuf :** L'œuf est ovalaire, asymétrique avec une face convexe et une face plane. Il mesure 50 à 60 μm sur 30 μm de large. Il a une coque épaisse et transparente non pigmentée. Il renferme un embryon qui a soit un aspect gyринiforme, soit un aspect vermiforme. (Figure 15)



Figure 14 : Adulte *Enterobius vermicularis* [30]

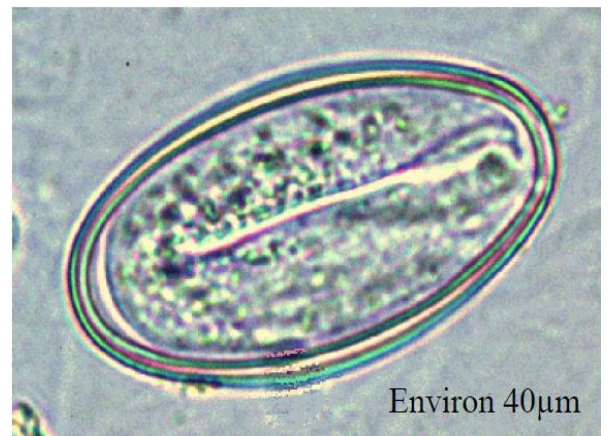


Figure 15 : Œuf d'*Enterobius vermicularis* [30]

➤ Biologie

- **Habitat :**

L'homme est le seul réservoir du parasite. Les vers adultes vivent dans l'intestin grêle puis migrent vers le caecum et l'appendice où ils se nourrissent de matières organiques.

- **Cycle évolutif :**

L'homme se contamine par voie orale en ingérant des œufs par l'intermédiaire des mains sales ou par voie respiratoire en inhalant des œufs contenus dans la poussière. Dans l'estomac, les œufs vont éclore pour donner des larves rhabditoïdes qui gagnent l'intestin grêle. Après trois mues, les larves deviennent des adultes qui vivent et s'accouplent dans le caecum. Les femelles gravides descendent le côlon, gagnent le rectum et se fixent sur la marge anale.

Elles libèrent leurs œufs et meurent. Ces œufs deviennent matures à une température de 37° c et en présence d'oxygène. La durée totale du cycle est 3 à 4 semaines.

II.2.1.3 *Trichuris trichiura* ou *Trichocéphale*

C'est un helminthe intestinal responsable d'une parasitose cosmopolite le plus souvent asymptomatique mais pouvant entraîner des manifestations graves chez l'enfant en cas d'infestation massive.

➤ Classification

Trichuris trichiura est une espèce appartenant au Phylum des Nématodes, à la classe des *Adenophora*, et au genre *Trichuris*

➤ Morphologie

- **Ver adulte**

L'adulte est un ver blanc rosé ou rougeâtre à l'état frais et mesure 3 à 5cm. Il présente une partie céphalique qui occupe les 2/3 de la longueur totale. Cette partie est très effilée, amincie et ne contient que l'œsophage. Le parasite présente une partie postérieure beaucoup plus large contenant la deuxième partie du tube digestif et l'appareil reproducteur. Le mâle mesure 30 à 35mm avec une partie postérieure enroulée en spirale. La femelle mesure 35 à 55mm et la partie postérieure est légèrement arquée. (Figure 16)

- **Œufs**

Les œufs sont très caractéristiques. Ils sont ovalaires en forme de citron et mesurent

50-60 μm de long sur 25-30 μm de large. Ils sont brun foncés, à coque épaisse percée aux deux pôles d'un orifice (bouchon muqueux). (Figure 17)

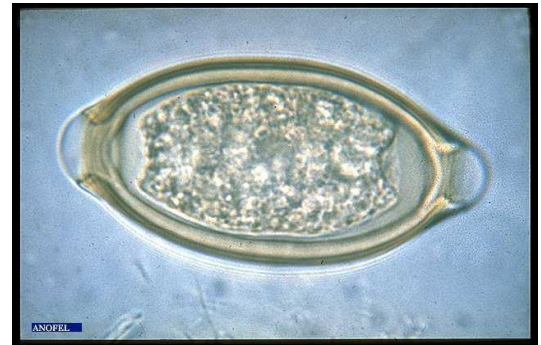


Figure 16 : Adulte *Trichuris trichiura* [30] **Figure 17** : Œuf de *Trichuris trichiura* [30]

➤ **Biologie**

- **Habitat :**

L'homme est le seul réservoir de parasite pour *Trichuris trichiura*. Les vers adultes vivent dans le côlon et siègent là où s'observe une stagnation stercorale. Le trichocéphale est un ver hématophage et la spoliation sanguine journalière est de 5 μl de sang par parasite.

- **Cycle évolutif**

Les œufs éliminés dans les matières fécales doivent obligatoirement séjourner dans le milieu extérieur pour arriver à maturation et devenir infestant. L'homme se contamine en ingérant ces œufs.

II.2.1.4 *Ankylostoma duodenale* et *Necator americanus*

Ce sont des espèces responsables d'une affection parasitaire appelée ankylostomiase. Ce dernier est une helminthiase intestinale cosmopolite. Ce sont des vers hématophages qui peuvent être responsables d'une anémie grave parfois mortelle en cas d'infestation massive. Très répandue dans les pays tropicaux (de température supérieure à 22°C), elle est considérée comme une maladie professionnelle (mineure) et atteint un quart de l'humanité.

➤ **Classification**

Ils appartiennent au phylum des *Némathelminthes* ou vers ronds, classe des *Secernentea*, genre *Ankylostoma* et *Necator* avec deux espèces *Ankylostoma duodenale* et *Necator americanus*

➤ **Morphologie**

- **Vers adultes** : Ce sont des vers blancs, légèrement amincis vers l'extrémité antérieure, laquelle est recourbée vers la face dorsale. Ils possèdent une capsule buccale fortement chitinée armée de deux paires de crochets ventraux recourbés en hameçon chez *Ankylostoma duodenale* (Figure 18) et de deux lames tranchantes ventrales chez *Necator americanus*. (Figure 19)
- **Œuf** : Ils sont ellipsoïdes avec une coque mince, incolore, transparente à la ponte. L'œuf d'*Ankylostoma duodenale* mesure 50 à 60 µm et contient 2 à 4 blastomères bien visibles tandis que *Necator americanus* mesure 70 µm et contient 4 à 8 blastomères. (Figure 20)

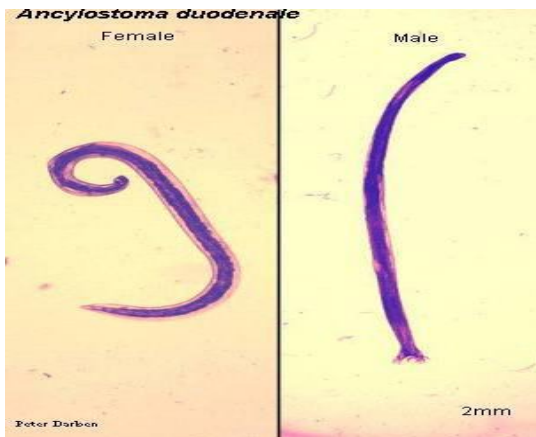


Figure 18: Adulte *Ankylostoma duodenale* [30]



Figure 19: Adulte *Necator americanus* [30]

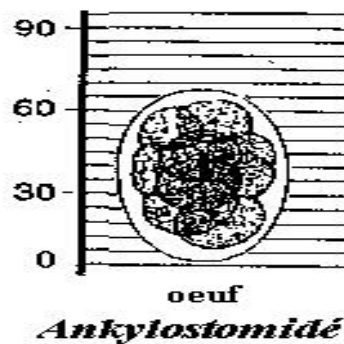


Figure 20: Œuf d'Ankylostome

➤ Biologie

- **Habitat** : Les ankylostomes sont des parasites exclusivement humains. Les adultes vivent dans le duodéno-jéjunum de l'homme.

- **Cycle évolutif** :

Les ankylostomes sont ovipares. Les œufs émis dans les selles sont non embryonnés. Ils vont se maturer dans le milieu extérieur selon certaines conditions de température (22 à 26°C pour *Ankylostoma duodenale*, 27 à 30°C pour *Necator americanus*). Les embryons se transforment en larves rhabditoïdes

L1, puis strongyloïdes L2, puis L3 infectantes. Elles sont très résistantes dans le milieu extérieur (2 à 10 mois sur le sol, 18 mois dans l'eau). La contamination se fait par voie transcutanée en marchant pieds nus ou en exposant une partie de son corps sur des sols contaminés.

II.2.2 Cestodes adultes

Ce sont des micro-organismes plats, rubanés, dont le corps se divise en trois parties: la tête ou solex, qui porte les organes de fixation ; le cou, étroit, non segmenté ; le corps ou strobile, qui peut mesurer plusieurs mètres, est formée d'une succession d'anneau ou proglottis ; ces anneaux deviennent de plus en plus gros au fur et à mesure que l'on s'éloigne du scolex. (Figure 21)

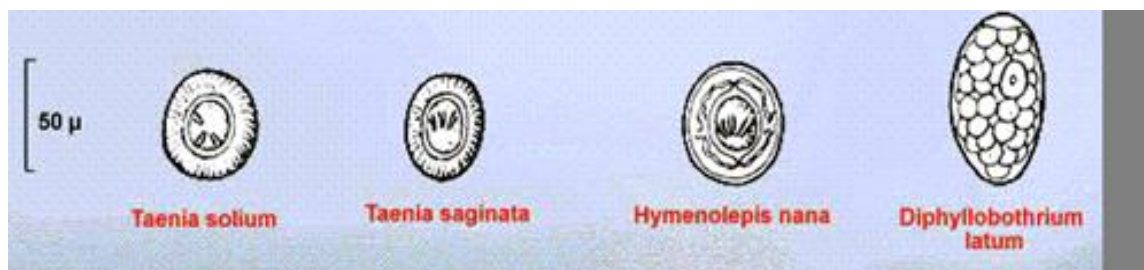


Figure 21: Morphologie des Cestodes [30]

II.2.2.1. *Tænia saginata* et *Tænia solium*

Ils sont responsables de parasitoses appelés Tæniasis qui est l'ensemble des troubles provoqués par la présence chez l'homme de cestodes adultes. *Tænia saginata* est très fréquent dans les pays où on consomme beaucoup de viande de bœuf (Europe méditerranéenne, Proche et Moyen Orient, Asie du Sud Est, Amérique et Afrique noire). *Tænia solium* est cosmopolite sauf dans les pays de religion juive ou musulmane.

➤ Classification

Ils appartiennent au phylum des *Plathelminthes*, à la classe des *Cestoda*, et au genre *Tænia*

➤ Morphologie

- **Ver adulte :**

- *Tænia saginata* est un ver plat segmenté de 4 à 8m de long avec une tête piriforme dépourvue de crochets d'où le nom de *Tænia inerme*. Il présente 1500 à 2000 anneaux qui contiennent un utérus bourré d'œufs (embryophores). (Figure 22 et 24)
- *Tænia solium* est nettement moins long que *Tænia saginata* (2 à 4m) avec 800 à 1000 anneaux et vit dans l'intestin grêle de l'homme qui est l'hôte définitif. Sa morphologie est comparable à celle de *Tænia saginata* mais son scolex est armé d'une double couronne de crochets (taenia armé). (Figure 23 et 25)



Figure 22 : Scolex de *Tænia saginata* [30]



Figure 23 : Scolex de *Tænia solium*[30]



Figure 24 : Anneaux de *Taenia saginata*[30]



Figure 25 : Anneaux de *Taenia solium*[30]

- **Œuf :**

- ***Taenia saginata*** : L'œuf est arrondi, sphérique et mesure 50 à 60 μm de diamètre. Il est limité par une membrane hyaline et séparé de l'embryophore par un espace transparent rempli de granules réfringentes ou de couche vitelline. L'embryophore ovalaire mesure 20 à 40 μm de diamètre. La coque est épaisse, brunâtre, striée transversalement, résistante aux agents extérieurs ; elle enveloppe un embryon hexacanthé. (Figure 26)
- ***Taenia solium*** : L'œuf arrondi, sphérique mesure 50 à 60 μm de diamètre. Il est limité par une membrane hyaline et séparé de l'embryophore par un espace transparent rempli de granules réfringents ou couche vitelline. L'embryophore arrondi mesure 20 à 40 μm de diamètre. La coque est épaisse, brunâtre, striée transversalement, résistante aux agents extérieurs; elle enveloppe un embryon hexacanthé. (Figure 27)



Figure 26 : Œuf de *Taenia saginata* [30]



Figure 27 : Œuf de *Taenia solium*[30]

➤ **Biologie**

• **Habitat :**

Taenia saginata : L'homme est l'hôte définitif chez qui le parasite vit dans le jéjunum.

Taenia solium : L'homme est l'hôte définitif chez qui le parasite vit dans l'intestin grêle.

• **Cycle évolutif**

- *Taenia saginata* : L'hôte intermédiaire est le bœuf qui héberge la larve cysticerque (dénommée *Cysticercus bovis*) dans les tissus conjonctifs adipeux entourant les muscles gras. L'homme s'infeste par absorption de viande de bœuf parasitée crue (steak saignant) ou insuffisamment cuite.
- *Taenia solium* : Il est très voisin de celui de *T. saginata*. L'hôte intermédiaire est le porc mais accidentellement d'autres animaux, voire l'homme. Chez l'hôte intermédiaire, la larve cysticerque (qui porte le nom de *Cysticercus cellulosae*) se forme dans le tissu conjonctif des muscles striés de la face inférieure de la langue et des muscles du cou. L'homme s'infeste par absorption de viande de porc infestée (porc lardé)

II.2.2.2 *Hymenolepis nana*

C'est un parasite intestinal responsable d'une affection appelée Tœniasis à *Hymenolepis nana*. La transmission interhumaine est directe. Elle touche surtout les enfants dans les zones du globe où le climat est chaud et humide. Cette cestodose sévit surtout dans les pays chauds et secs.

➤ *Classification*

- *Hymenolepis nana* appartient au phylum des *Plathelminthes*, à la Classe des *Cestodae* et au genre des *Hymenolepis*

➤ *Morphologie*

- **Ver adulte** : *Hymenolepis nana* est le plus petit des cestodes parasites de l'homme (2 à 6cm). Son scolex est muni de quatre ventouses et d'un rostre court rétractile portant une couronne de 20 à 30 crochets. Son corps comprend environ 200 anneaux qui sont toujours plus larges que longs. Les pores génitaux latéraux sont toujours situés du même côté de la chaîne. L'utérus n'a pas d'orifice de ponte. (Figure 28)
- **Œuf** : Ils sont elliptiques (48 - 60μ sur 36 - 48μ) et possèdent une double enveloppe: une membrane externe mince et une membrane interne plus épaisse présentant à chaque pôle un petit mamelon d'où partent plusieurs filaments. (Figure 29)

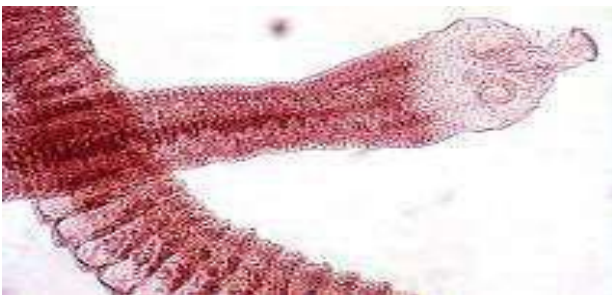


Figure 28: Ver adulte d'*Hymenolepis nana* [30]

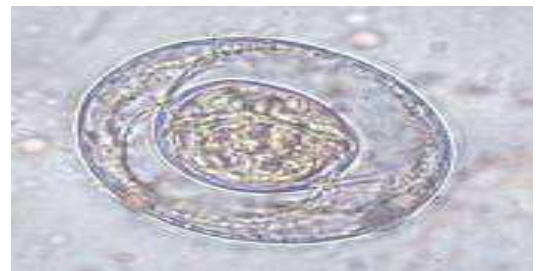


Figure 29 : Œuf d'*Hymenolepis nana*[30]

➤ **Biologie**

- **Habitat** : Le ver adulte vit dans les dernières parties de l'intestin grêle de l'homme qui est à la fois l'hôte définitif et l'hôte intermédiaire.
- **Cycle évolutif** : Il peut se réaliser de deux façons : Soit sans hôte intermédiaire alors l'homme est à la fois l'hôte intermédiaire et l'hôte définitif ; soit avec hôte intermédiaire.

- **Le cycle avec hôte intermédiaire**

L'hôte intermédiaire est un invertébré. L'œuf est avalé par cet hôte qui peut être une blatte, des vers de farine, des fourmis, des puces du rat etc.

Un embryon hexacanthé est libéré par digestion de la coque. Il passe dans la cavité générale où il se transforme en larve cysticercoïde.

- **Le cycle sans hôte intermédiaire**

Lorsque l'homme avale un œuf d'*Hymenolepis nana*, la coque est digérée par le suc gastrique. L'embryon libéré pénètre dans la paroi intestinale et s'y transforme en larve

cysticercoïde, mûre en quelques jours environ. La villosité se rompt, la larve gagne l'iléon et se fixe sur la muqueuse par ses ventouses. Elle devient adulte au bout de 15 jours.

II.2.3 LES TREMATODES

Ce sont des vers plats caractérisés par de petites ventouses sur leurs corps simulant des trémas. (Figure 30)

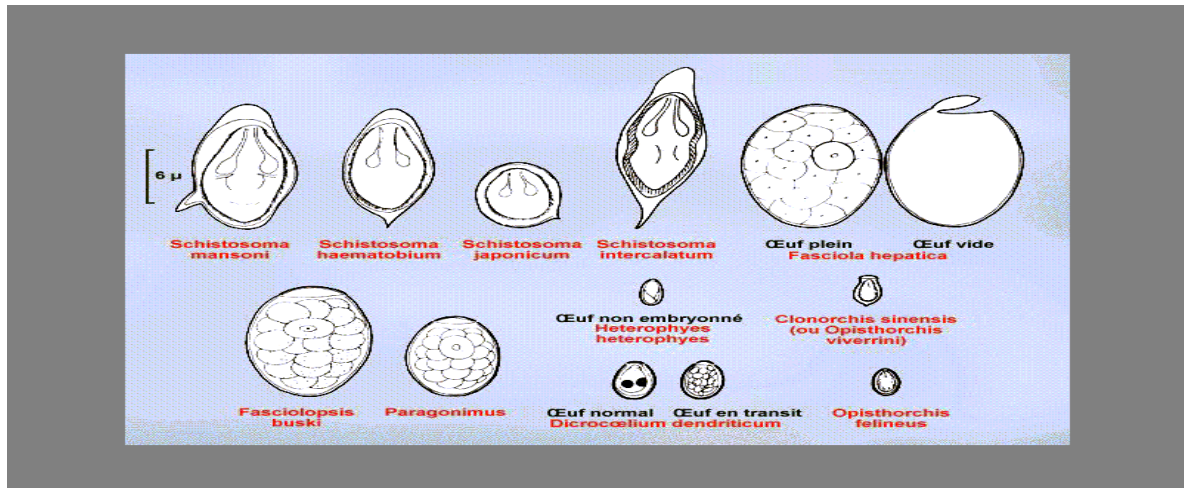


Figure 30: Morphologie des Schistosomes et des Douves [30]

II.2.3.1 *Schistosoma mansoni* et *Schistosoma intercalatum*

Leur présence dans l'intestin grêle et au niveau du rectum entraîne la bilharziose intestinale qui est une maladie endémique sévissant en zone tropicale et subtropicale.

➤ *Classification*

Schistosoma mansoni et *Schistosoma intercalatum* appartiennent au phylum des Plathelminthes à la classe des Trématodes, et au genre *Schistosoma*.

➤ *Morphologie*

- **Ver adulte** : Le ver mâle mesure 6 à 20mm de long. Il est cylindrique au niveau de son tiers antérieur qui porte deux ventouses: une ventouse orale et une ventouse ventrale, organe de fixation. Le reste du corps est aplati et les bords latéraux se replient ventralement pour délimiter le canal

gynécophore. Les téguments sont couverts d'épines ou de tubercules. (Figure 31)

- **Œuf** : Les œufs de *Schistosoma mansoni* sont ovalaires et mesurent 115 à 170 μm de long sur 40 à 70 μm de large. La coque de l'œuf est lisse, épaisse et transparente. Elle entoure un embryon cilié et mobile: le miracidium. Les œufs sont munis d'un éperon latéral. (Figure 32)

Les œufs de *Schistosoma intercalatum* mesurent 140 à 240 μm / 50 à 90 μm de diamètre. Ils ont une forme allongée losangique avec un éperon terminal. La coque est mince, lisse et transparente. (Figure 33)

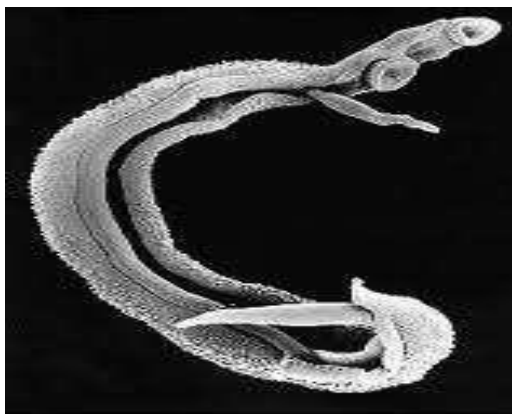


Figure 31 : Adultes de *Schistosomes* [30]



Figure 32 : Œuf de *Schistosoma mansoni* [30]



Figure 33 : Œuf de *Schistosoma intercalatum*[30]

➤ **Biologie**

- **Habitat** : Le parasite vit chez l'homme qui est l'hôte définitif et le mollusque d'eau douce qui est l'hôte intermédiaire.
- **Cycle évolutif** : Les schistosomes adultes vivent dans les vaisseaux sanguins en particulier dans la veine porte où ils effectuent leur maturation et s'accouplent.

Ils sont essentiellement sanguicoles et hématophages.

Les femelles après fécondation vont migrer pour effectuer leur ponte dans les veinules du plexus mésentérique et hémorroïdaire.

II.2.3.2 *Fasciolopsis buski*

Son développement dans l'organisme entraîne une distomatose intestinale. Ce dernier est une anthroponose commune à l'homme et à certains animaux ; l'atteinte de l'homme étant accidentelle.

➤ **Classification**

L'espèce: *Fasciolopsis buski* appartient au phylum des *Plathelminthes* à la Classe des *Trématodes*, au genre *Fasciolopsis*

➤ **Morphologie**

- **Ver adulte** : *Fasciolopsis buski* ou grande douve de l'intestin est un parasite de grande taille. Elle mesure 20 à 75mm de long sur 8 à 20mm de large et 0,5 à 3 d'épaisseur. Elle est de forme ovoïde allongée d'aspect charnu. Il n'y a pas de cône céphalique et la petite ventouse ventrale s'ouvre à l'extrémité antérieure et est très proche de la ventouse orale. Le pore génital s'ouvre entre les deux ventouses. (Figure 34)

- **Œuf** : L'œuf de *Fasciolopsis buski* est ovalaire, de teinte foncée, mesure 125-130 μm de long et 75 à 85 μm de large. Il contient des cellules réfringentes et le miracidium se forme en 3 à 8 semaines environ dans le milieu extérieur. (Figure 35)



Figure 34 : Adulte *Fasciolopsis buski* [30]

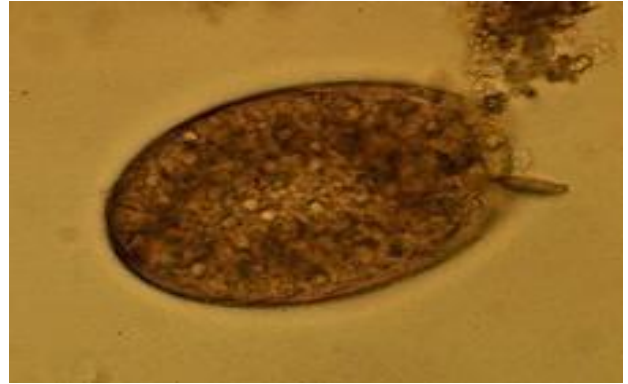


Figure 35 : Œuf *Fasciolopsis buski* [30]

➤ Biologie

- **Habitat** :

Le parasite vit dans l'intestin grêle de l'homme et du porc et parfois dans l'estomac.

- **Cycle évolutif** :

Il est émis dans les matières fécales de l'hôte ; les œufs mûrissent dans l'eau où ils éclosent après quelques semaines. Le miracidium perce les téguments du mollusque approprié, s'y transforme en sporocystes puis apparaissent une première et une deuxième génération de rédies émettant des cercaires. Les cercaires s'enkystent sur les plantes aquatiques et s'y transforment en métacercaires. Certaines de ces plantes sont consommées crues.

L'homme s'infeste généralement en pelant ces plantes alimentaires avec ses dents avant d'en avaler la partie comestible.

II.3 RESERVOIR DE PARASITES [9, 24,25]

C'est l'ensemble des structures biotiques et abiotiques qui assurent la survivance d'un parasite. D'une façon générale, en dehors du milieu extérieur, c'est souvent un hôte définitif qui héberge le parasite. Ces réservoirs de parasites ne seront efficaces, donc dangereux sur le plan de l'épidémiologie, que s'ils remplissent certaines conditions : Il doit y avoir un relatif équilibre entre le parasite et son hôte, ces deux derniers doivent également se tolérer mutuellement (affection inapparente ou discrète).

Ils doivent être en abondance suffisante et permettre le contact avec les éléments nécessaires du cycle : vecteur, hôte réceptif, hôte intermédiaire.

Selon leur nature on pourra différencier 3 grands types de réservoir de parasites :

II.3.1 Humain

Dans le cas des affections strictement humaines, l'homme est bien entendu le réservoir de parasites. Dans le cas des affections communs à l'homme et à l'animal, l'homme n'est souvent qu'un accident dans le cycle. Un hôte accidentel ne peut pas être un réservoir de parasites. Il a un rôle épidémiologique nul. Il s'agit le plus souvent d'impasse parasitaire (hydatidose humaine, trichinose humaine, larva migrans).

II.3.2 Animal

Dans la majorité des zoonoses, maladies communes à l'homme et aux animaux, ces derniers constituent le réservoir de parasite essentiel sur le plan épidémiologique. Soit des animaux domestiques : ils sont proches de l'homme, les contacts sont favorisés. On ne peut pas les abattre systématiquement (nécessité de les traiter). Seul avantages, ils sont facilement accessibles ce qui

permet de dépister les animaux atteints. Soit des animaux sauvages : les contacts sont plus ou moins fréquents. Leur destruction est souvent difficile car ils sont peu accessibles. Les réservoirs de parasites sauvages tolèrent bien leur parasitisme sous forme d'affection inapparente.

II.3.3 Tellurique

Le sol peut constituer un réservoir de virus en particulier dans certaines mycoses, pour quelques dermatophytes et quelques formes de résistance d'helminthes (œufs d'ascaris).

Pour les helminthes : Les némathelminthes (parasites intestinaux) : le réservoir de parasite est strictement humain.

Les plathelminthes: Pour *Schistosoma mansoni*, l'homme est le principal réservoir de parasite, mais dans certaines régions, des rongeurs, en particulier le rat, pourraient également jouer le rôle.

Pour les téniasis, le réservoir de parasite est strictement humain.

Pour les protozoaires: dans le cas de la giardiase, l'amibiase, et de la trichomonase, l'homme est le réservoir de parasite. Il peut s'agir de l'homme malade ou d'un porteur sain. Pour la balantidiose, c'est le porc qui est le principal réservoir de virus.

II.4 MODE DE CONTAMINATION [23]

II.4.1 Contamination par voie orale

Elle concerne :

- Les protozooses par ingestion de kystes : amibiase, giardiose
- Certaines nématodoses: ascaridiose, oxyurose, trichocéphalose, par ingestion d'œufs embryonnés ;
- les téniasis, par ingestion de viande de porc (*Tænia solium*) ou de bœuf (*Tænia saginata*) crue ou mal cuite contenant des larves;
- *Hymenolepis nana* par ingestion d'œufs ou accidentellement par ingestion d'hôtes intermédiaires.

II.4.2 Contamination par voie transcutanée

Elle concerne :

- L'*ankylostomose* et l'*anguillulose*: ce sont les larves strongyloïdes infestantes qui pénètrent à travers la peau;
- la Schistosomiase lors des bains dans des eaux douces contaminées par des mollusques.

II.4.3. Contamination par inhalation

C'est le cas de l'oxyurose par inhalation des œufs embryonnés contenus dans la poussière.

II.5 FACTEURS FAVORISANTS [5, 9, 24]

Les parasitoses intestinales sont cosmopolites mais elles se rencontrent surtout en zone tropicale où certains facteurs favorisent leur extension.

II.5.1 Facteurs d'ordre général

II.5.1.1 Facteurs climatiques

La chaleur et l'humidité favorisent le développement des œufs et des kystes éliminés dans le milieu extérieur.

II.5.1.2 Facteurs géologiques

La granulométrie, le pH, la composition et l'humidité d'un sol peuvent expliquer la présence ou l'absence d'un parasite dans un endroit donné.

II.5.1.3 Facteurs socio-économiques

Les facteurs socio-économiques sont constitués essentiellement par le sous-développement et les principaux problèmes de santé publique. Les conditions de vie tels que la pauvreté; le manque d'eau potable; le manque de système d'assainissement et d'évacuation des eaux usées; le point d'alimentation en eau de boisson souillée en permanence par les agents pathogènes sont également des facteurs favorisant des parasitoses intestinales.

De plus le manque d'hygiène entraîne la contamination du milieu naturel et l'infestation de la population. Il s'agit: du péril fécal; des mains sales; des mouches ; de la souillure des aliments et de l'eau de boisson.

Les conditions d'habitation telles que la promiscuité favorise les infections à contamination inter-humaine directe.

L'insuffisance d'infrastructures médico-sociales, le manque de contrôle vétérinaire des viandes ; les réseaux d'irrigation non protégés; Certaines coutumes; et les carences nutritionnelles, comme la malnutrition protéino-calorique contribuent fortement au développement de ces parasitoses.

II.5.2. Facteurs d'ordre individuel

II.5.2.1. L'âge

Les enfants sont en général plus exposés à cause de leur manque d'hygiène et de propreté.

II.5.2.2. Les comportements

Le fait de ne pas se laver les mains avant les repas ou après les selles, surtout chez l'enfant ; la consommation de produits maraîchers crus ou mal *cuits*, lavés avec de l'eau souillée, l'utilisation d'engrais humains non traités dans l'agriculture et l'utilisation d'eau non potable, et les baignades en piscine ou en eaux douces suspectes sont des comportements à bannir pour éviter les parasitoses intestinales.

II.5.2.3. La profession

Les personnes qui travaillent dans une atmosphère chaude et humide, qui sont en contact avec la boue ou le sol et qui, de plus marchent pieds nus.

Les jardiniers, les maraîchers, les agriculteurs, ...

II.6 REPARTITION GEOGRAPHIQUE [2, 33,45]

Les parasitoses intestinales sont très répandues dans les régions tropicales et subtropicales. Certaines sont, liées aux conditions environnementales locales ainsi qu'à la présence d'eau et d'un hôte intermédiaire. On les rencontre dans tous les continents et sous tous les climats. Certains parasites ne vivent qu'en zone tropicale et subtropicale, d'autres résistent à des conditions climatiques extrêmes.

Exemple :

- *Ascaris lumbricoïdes* est cosmopolite, de préférence dans les régions chaudes et humides, permettant l'évolution de l'œuf dans le sol. La nature

du sol est importante : l'embryon résiste bien dans les terres riches en humus et mal dans les terrains sableux.

- Pour l'anguillule, sa répartition géographique coïncide avec celle de l'ankylostomiase car l'épidémiologie de l'une et de l'autre affection est très voisine. Dans les régions chaudes les taux d'infestations peuvent être très élevés. Dans les régions tempérées, la maladie se rencontre également dans les mines mais, depuis quelques années, avec l'immigration massive de sujets en provenance des régions tropicales, il faut noter une multiplication des cas d'anguillulose dite « autochtone ».
- La *giardia* est actuellement un parasite cosmopolite, touchant des populations vivant en climat tempéré et chaud, et que son taux de fréquence augmente surtout chez l'enfant.

VII. CLINIQUE [23]

Les parasitoses intestinales sont le plus souvent asymptomatiques. Elles ne sont détectées que lors d'un examen de selles systématique ou lors de l'émission spontanée de vers adultes dans les selles. Les différents signes cliniques observés sont souvent fonction du mode de contamination et du cycle évolutif des parasites. Trois phases sont généralement distinguées;

III.1 PHASE D'INVASION

Elle est contemporaine à la pénétration transcutanée de certains parasites et se traduit par un prurit isolé ou associé à une éruption papuleuse: c'est le cas de la dermatite d'invasion dans l'ankylostomiase. Elle est souvent plus discrète dans l'anguillulose.

III.2 PHASE DE MIGRATION LARVAIRE

Elle est dominée par le passage des larves au niveau des poumons.

Les signes suivants peuvent être observés:

- une toux sèche, quinteuse accompagnée ou non de fièvre, ou ramenant une expectoration muqueuse (ascaridiose, ankylostomiase, anguillulose) ;
- une dyspnée asthmatiforme (anguillulose) ;
- une dysphonie accompagnée d'angine (ankylostomiase).

III.3 PHASE D'ETAT

Elle correspond à la localisation des vers adultes dans l'intestin grêle et est commune à toutes les parasitoses intestinales caractérisée par :

- des troubles intestinaux à type de douleurs abdominales, diarrhées, nausées, vomissements, constipation, et anorexie;
- des troubles neurologiques observés dans l'ascaridiose, les téniasis, l'oxyurose, dans les formes sévères de la trichocéphalose. Ces troubles sont à types d'anxiété, d'irritabilité, d'insomnie...
- des troubles plus spécifiques tels que:
 - ✓ le prurit anal nocturne, fortement évocateur de l'oxyurose;
 - ✓ le syndrome dysentérique avec émission de selles glairo-sanguinolentes et muco-purulentes dans l'amibiase intestinale et la balantidiose aiguë;
 - ✓ la duodénite dans l'anguillulose ;
 - ✓ l'anémie dans l'ankylostomiase.

III.4 COMPLICATIONS

Des complications peuvent survenir. Elles font la gravité de la maladie et sont dues à un parasitisme intense :

- lésion de grattage de la région anale ou vulvite chez la petite fille (oxyure) ;
- hémorragies intestinales abondantes et perforation dans l'amibiase intestinale;
- occlusion intestinale du grêle et des complications d'engagement liées à des migrations aberrantes des vers adultes d'ascaris dans les annexes du

tube digestif ou le péritoine avec risque de pancréatite, d'appendicite, de péritonite aiguë, d'ictère par rétention;

- syndrome de malabsorption intestinale dans la giardiose surtout chez l'enfant.

VIII. PRISE EN CHARGE DES PARASITOSEs INTEStINALES

[23;68;33;9 ; 57]

IV.1 TRAITEMENT

IV.1.1 Contre les protozoaires

Les nitro-imidazolés (amoebicides tissulaires). Ils sont très efficaces contre les formes histolytica et peu actifs, dans la lumière intestinale, contre les formes minuta. Ils sont indiqués dans l'amibiase, la trichomonose et la giardiose.

- ✓ **Métronidazole** (FLAGYL®, SUPPLIN®)
- ✓ **Secnidazole** (FLAGENTYL®)
- ✓ **Tinidazole** (FASIGYNE®)

Les hydroxy quinoléines (amoebicides de contact) : Ils sont actifs sur les formes minuta et les kystes dans la lumière intestinale.

- ✓ **Tibroquinol** (INTETRIX P®)
- ✓ **Tiliquinol+Tibroquinol** (INTETRIX®)

IV.1.2 Contre les métazoaires

Il repose essentiellement sur l'utilisation des antihelminthiques

IV.1.2.1 Contre les Némathelminthes

Les benzimidazolés : Ils sont actifs sur la plupart des helminthes à savoir l'anguillule, l'ascaris, les ankylostomes, le trichocéphale et l'oxyure. Les différentes molécules utilisées sont :

- ✓ **Albendazole** (ZENTEL®, ALBEN®)

- ✓ **Mé bendazole** (VERMOX®)
- ✓ **Flubendazole** (FLUVERMAL®)
- ✓ **Tiabendazole** (MINTEZOL®)

Les dérivés de la pipérazine : Ils sont également actifs sur l'oxyure, l'ankylostome et l'ascaris.

- ✓ **Pamoate de pyrantel** (COMBATRIN®, HELMINTOX®)
- ✓ **Pamoate de pyrivinium** (POVANYL®)

IV.1.2.2 Contre les Plathelminthes

Il existe plusieurs molécules dont deux sont particulièrement indiquées dans le téniasis et l'hyménolépiase. Il s'agit de :

- ✓ **Niclosamide** (TREDEMINE®)
- ✓ **Praziquantel** (BILTRICIDE®)

IV.2 PROPHYLAXIE [9, 44]

L'importance de l'endémie en zone tropicale a suscité de nombreux programmes de lutte contre ces parasitoses intestinales. Cette lutte se fixe deux objectifs:

- Réduire la mortalité et la morbidité;
- Réduire la prévalence des infections.

Pour atteindre ces deux objectifs, il faut rompre la chaîne épidémiologique de transmission homme malade-milieu extérieur ou hôte intermédiaire-homme sain.

IV.2.1 La prophylaxie générale

Il faut, selon l'expression classique, « couper la chaîne épidémiologique » au point où cela est possible c'est-à-dire supprimer la source en détruisant l'agent pathogène chez le réservoir de parasite. Lorsque ce réservoir est l'homme seul, la guérison des malades et des porteurs sains entraîne l'éradication. Ainsi il faut dépister et traiter les sujets parasités; lutter contre la pollution par les

excrétas, par la mise en place d'un système de collecte et d'évacuation des excréta (construction de latrines) ; Mettre à la disposition de la population l'eau potable; Assurer le contrôle sanitaire du circuit alimentaire qui intervient d'abord au niveau des cultures maraîchères qui utilisent parfois comme engrais les excréta humains; assurer l'hygiène des marchés; élimination des dépôts sauvages d'ordures.

L'éducation sanitaire doit commencer dès l'âge scolaire par des schémas simples pour vulgariser les mesures de prophylaxie individuelle.

IV.2.2 La prophylaxie individuelle

Protéger l'homme sain par une bonne hygiène individuelle et collective articulée autour des principes suivants :

- Lavage des mains avant les repas et après les défécations ;
- Protection des aliments des mouches et des animaux domestiques ;
- Laver soigneusement fruits et légumes
- Ne consommer que de l'eau potable ou sinon filtrée ou bouillie préalablement;
- Éviter de marcher pieds nus sur la terre ou dans la boue en zone tropicale;
- Éviter les plages polluées et les eaux douces douteuses;
- Manger de la viande de porc ou de bœuf très cuite (cela se heurte souvent aux préférences culinaires).
- Chimiothérapie préventive des sujets qui effectuent un court séjour en zone d'endémie.

CHAPITRE II :

TECHNIQUES DE RECHERCHES DES PARASITES DANS LES SELLES

L'intestin de l'homme et les voies biliaires peuvent héberger divers parasites ou saprophytes animaux. Certains sont pathogènes, d'autres non. La recherche des formes pathogènes et leur différenciation des formes non pathogènes sont le but des examens de coprologie parasitaires [45].

Dans les selles, il existe:

- soit les parasites eux-mêmes : protozoaires, formes végétatives (trophozoïtes) ou forme de résistance (kystes), et helminthes ;
- soit les œufs émis par les helminthes qui ne quittent pas l'organisme parasité.

Ces éléments parasitaires sont repérés par l'examen parasitologique des selles ou de prélèvements particuliers (cellophane adhésive). Les techniques utilisées varient suivant les parasites recherchés.

III. PRELEVEMENT

Le soin qu'on apporte au prélèvement conditionne en partie la valeur des résultats. Il constitue une étape essentielle qui rend compte de la qualité des résultats.

Les selles doivent être émises de préférence au laboratoire pour permettre d'effectuer l'examen à l'état frais dans les meilleurs délais ou pour la recherche d'amibes hématophages.

Les selles doivent être recueillies dans un récipient propre à large ouverture, en plastique ou en verre.

Le prélèvement peut aussi se faire à domicile par le malade puis apporter aussitôt au laboratoire. Si le prélèvement doit être expédié, les selles seront fixées dans une solution de formol à 10% ou mieux dans une solution de M.I.F (Merthiolate-Iode-Formol) [45].

IV. LES METHODES DE RECHERCHES [30]

II.1 Examen macroscopique

Il permet d'apprécier le caractère organoleptique des selles à savoir l'aspect homogène ou hétérogène, la consistance, la couleur, l'odeur et la présence de sang, de glaires ou de mucus

Les selles peuvent être :

- **Moulées (molles ou dures)** qui traduisent un transit satisfaisant. Il y a possibilité de présence d'œuf d'helminthes et de kystes de protozoaires
- **Pâteuses** : Possibilité de présence d'œufs et de kystes
- **Liquides** : Possibilité de présence de formes végétatives de protozoaires
- **Glaireuses, Muco-sanguinolentes** : Présence possible de trophozoïtes d'*Entamoeba histolytica histolytica*.

Certains parasites adultes (ascaris, oxyure) et des anneaux de cestodes (*tænia saginata*, *tænia solium*) sont souvent visibles à l'examen macroscopique.

II.2 Examen microscopique

Il constitue l'étape essentielle de la recherche des parasites dans les selles entre lame et lamelle et comprend des méthodes qualitatives et des méthodes quantitatives. Il doit être effectué sur des échantillons représentatifs. L'examen microscopique comprend trois étapes: un examen direct à l'état frais, un examen après coloration et l'utilisation d'une ou plusieurs méthodes de concentration

II.2.1 Examen direct à l'état frais

Première étape de l'examen microscopique des selles, c'est le procédé le plus simple et le seul qui permet d'observer les formes végétatives vivantes des

protozoaires. Nous pouvons y déceler généralement les kystes de protozoaires, les œufs et les larves d'helminthes s'ils sont assez nombreux. Lorsque des formes végétatives de protozoaires, particulièrement d'amibes, ont été repérées, une coloration est parfois nécessaire pour le diagnostic. Il donne enfin une idée sur la digestion et révèle sur les éléments non parasitaires (leucocytes, hématies ...).

Il est fait à partir d'un peu de selles étalées dans une goutte d'eau salée à 9 pour mille. La totalité de la préparation doit être examinée au grossissement 10, puis au 40.

Il peut être faussement négatif (cas de faible parasitisme).

II.2.2 Examen après coloration

Il aide à identifier les protozoaires et surtout les amibes. On peut utiliser le Lugol, le MIF (Merthiolate Iode Formol) ou l'hématoxyline ferrique. Le lugol colore les kystes en jaune, les vacuoles intra cytoplasmiques en brun foncé, les noyaux et la membrane cytoplasmique restent réfringentes. Les caractéristiques morphologiques sont ainsi mieux mises en évidence.

Il détruit cependant certaines formes végétatives notamment les *Trichomonas*. Le MIF colore le cytoplasme en rouge, la chromatine apparaît par réfringence. La coloration à l'hématoxyline ferrique est la méthode la plus fine, la plus longue et la plus délicate. Elle permet le diagnostic différentiel des formes végétatives des différentes espèces d'amibes.

II.2.3 Techniques d'Enrichissement (Les Méthodes de Concentration)

Les techniques de concentration ou d'enrichissement des éléments parasitaires sont nombreuses : (BAILENGER ; Ritchie modifiée, M.I.F, KATO, WILLIS,

BAERMANN..). Elles permettent de mettre en évidence les éléments parasitaires trop rares pour être décelés à l'examen direct : (œufs, kystes, larves...).

La concentration consiste à réunir dans un faible volume les éléments parasitaires qui sont dispersés dans une grande masse de selles. Il existe de nombreuses méthodes de concentration des parasites dans les selles.

❖ **Techniques standards**

En pratique, le laboratoire les utilise de façon systématique car elles donnent de bons résultats avec le plus grand nombre de parasites courants.

❖ **Techniques sélectives**

Elles sont utilisées pour rechercher un parasite déterminé, ou bien pour contrôler l'efficacité du traitement ou l'antécédent de contamination.

II.2.3.1 Les techniques standards

❖ **Technique de Ritchie Modifiée**

- **Principe :**

Elle consiste à mettre en présence deux phases liquides non miscibles : l'une aqueuse constituée par la dilution fécale avec du formol à 10%, l'autre constituée par un solvant des lipides avec l'éther sulfurique.

- **Mode opératoire :**

Dans un verre à pied, écraser une noix de matières fécales dans 5 fois son volume d'eau formolée à 10%. Tamiser pour éliminer les gros débris. Verser dans un tube à centrifuger 2/3 de dilution fécale et 1 /3 d'éther. Agiter jusqu'à l'obtention d'une solution homogène. Centrifuger à petite vitesse (1500

tours/min) pendant 2 à 4 minutes puis étaler tout le culot sur deux ou trois lames, puis examiner à l'objectif x 10.

Passer à l'objectif x 40 pour identifier les éléments suspects. Œufs, kystes et formes végétatives de nombreux parasites. Étaler tout le culot sur deux ou trois lames, puis examiner à l'objectif x 10. Passer à l'objectif x 40 pour identifier les éléments suspects

- **Résultats :**

Cette méthode concentre bien les œufs d'helminthes et les kystes de protozoaires et de flagellés

- **Avantages et inconvénients :**

C'est une technique de routine qui est simple, peu coûteuse, concentre bien les œufs d'helminthes (ascaris, trichocéphale) et les protozoaires (kystes et formes végétatives). C'est une méthode qui donne de bons résultats et elle n'est pas chère. Mais le culot est plus abondant avec de nombreux débris.

❖ **Technique de Baillenger traditionnel**

- **Principe :**

C'est une technique physico-chimique ou diphasique de concentration. La concentration des parasites est basée sur la balance hydrophile-lipophile des particules fécales (débris, parasites) mises en présence de deux phases liquides non miscibles : Une phase aqueuse représentée par la dilution fécale et un solvant des graisses représenté par l'éther.

- **Mode opératoire :**

- ✓ Récupérer une noisette de selles qui sera déposée dans un verre à pied.
- ✓ Verser progressivement 30 ml de solution de Baileys dans le verre à pied
- ✓ Tamiser la dilution
- ✓ Verser le surnageant dans un cône en verre (remplir à moitié)
- ✓ Verser la même quantité d'éther que de surnageant dans le cône
- ✓ Centrifuger à 2000trs/mn
- ✓ A l'aide d'une pipette Pasteur recueillir la totalité du culot
- ✓ Déposer le liquide sur une ou deux lames dégraissées.
- ✓ Recouvrir le liquide d'une lamelle.
- ✓ Lire les lames au microscope

- **Résultat :**

Œufs et kystes des parasites

- **Avantage:**

Cette technique permet de concentrer la plupart des œufs et kystes des parasites.

❖ **Technique de M.I.F traditionnel**

• **Principe :**

C'est une technique diphasique de concentration. Le liquide de dilution est la **solution de M.I.F** préparée extemporanément (Merthiolate-Iode-Formol).

• **Mode opératoire :**

- ✓ Récupérer une noisette de selle qui sera déposée dans un verre à pied.
- ✓ Verser progressivement 30 ml de solution de MIF dans le verre à pied
- ✓ Tamiser la dilution
- ✓ Verser le surnageant dans un cône en verre (remplir à moitié)
- ✓ Verser la même quantité d'éther que de surnageant dans le cône
- ✓ Centrifuger à 2000trs/mn
- ✓ A l'aide d'une pipette Pasteur recueillir la totalité du culot
- ✓ Déposer le liquide sur une ou deux lames dégraissées.
- ✓ Recouvrir le liquide d'une lamelle.
- ✓ Lire les lames au microscope

• **Résultats :**

Œufs de schistosomes et œufs non fécondés d'*Ascaris*

• **Avantage:**

Cette technique concentre bien les kystes des protozoaires, les œufs de *schistosomes* et les œufs non fécondés d'*Ascaris*

II.2.3.2 Techniques sélectives

❖ Technique de WILLIS [45]

- **Principe :**

Cette technique utilise la double propriété que possèdent certains œufs d'helminthes de flotter à la surface de solutions de densité élevée et d'adhérer au verre.

- **Mode opératoire :**

Il faut triturer deux grammes de selles dans 20 ml de solution de NaCl saturé. Lorsque la dilution est homogène on la verse dans un tube de Borrel. On ajoute du liquide de dilution jusqu'à niveau du tube. Ensuite on dépose une lame porte objet et on laisse au contact. Les œufs vont monter et vont adhérer au verre.

- **Résultat :**

Œuf d'*Ankylostome* et d'*hymenolepis nana*

- **Avantage:**

C'est une méthode sélective pour les œufs d'*Ankylostome* et ceux d'*hymenolepis nana*

❖ Recherche de *Cryptosporidium* et d'*Isospora belli* : Coloration de ZIEHL modifiée [59]

- **Principe :**

Elle consiste à mettre en évidence les oocystes de *Cryptosporidium* et d'*Isospora belli* sur le frottis de selles.

- **Mode opératoire :**

- ✓ Avec le culot de centrifugation obtenu grâce à la méthode de Ritchie modifiée, on fait un frottis (2 frottis par selle) sur une lame porte-objet.
- ✓ Laisser sécher 24 heures à la température du laboratoire dans une boîte de pétri.
- ✓ Fixer les frottis de selles en les recouvrant d'alcool méthylique pendant 5 minutes puis on laisse sécher à l'air libre.
- ✓ Puis colorer avec la fuchsine, décolorer avec l'acide sulfurique et contre colorer avec le vert de malachite.

- **Résultats :**

Les cryptosporidies apparaissent colorées en rouge sur le fond vert de la préparation.

❖ **Technique de KATO [2 ; 30]**

- **Principe :**

Ce procédé de micro enrichissement sur lame consiste à examiner un frottis épais de selles recouvertes d'un rectangle de cellophane imprégnée de vert malachite glycélinée.

- **Mode opératoire :**

- ✓ Faire dissoudre les selles à travers les mailles d'un tamis
- ✓ Appliquer une plaque perforée (plastique ou carton). Remplir le trou de diamètre constant de selles tamisées, araser la surface
- ✓ Étaler le prélèvement sous un rectangle de cellophane imbibée des solutions 1 ou 2
- ✓ Écraser l'étalement sur une feuille de cellulose

- ✓ On examine la préparation entière à un grossissement 10 et 40X. (Figure 36)

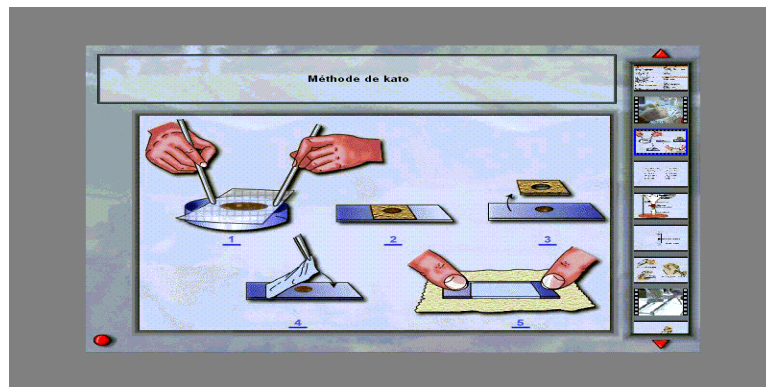


Figure 36 : Technique de Kato Katz [30]

- **Résultats :**

Le nombre d'œufs par gramme de selles peut être extrapolé à partir de celui trouvé dans le champ macroscopique. Cette méthode n'est valable que pour les œufs et, un peu moins pour les larves d'anguillules. Elle est sans valeur pour les kystes et les formes végétatives d'amibes et de flagellés.

- **Avantages et inconvénients :**

Cette technique révèle avantageusement tous les œufs d'helminthes, les oocystes et les sporocystes de coccidies. C'est une méthode simple, d'exécution facile et peu coûteuse. Mais il ne permet pas d'identifier les protozoaires qui disparaissent des préparations.

❖ **LA Méthode DE TELEMAN-RIVAS [34]**

- **Principe :**

Elle consiste à utiliser une solution d'acide acétique cristallisable qui sera mélangée avec les selles pour former une suspension homogène.

- **Mode opératoire :**

- ✓ 5 ml d'acide acétique est ajouté dans 95 ml d'eau distillée pour obtenir le liquide de dilution.
- ✓ Triturer les selles dans ce liquide de dilution.
- ✓ Tamiser sur une passoire métallique qu'il faut rincer immédiatement.
- ✓ Centrifuger à 1500 tour/min pendant une minute
- ✓ Prélever et examiner le culot

- **Résultats :**

Kystes de *Giardia*, d'*Entamoeba coli*, Œufs de *Trichocéphale*, d'*Ankylostome* et larves d'*Anguillule*.

- **Avantages et inconvénients :**

Elle est peu onéreuse. Elle concentre surtout les larves d'anguillules, les œufs ankylostome et les œufs de trichocéphale. Elle est moins valable pour les kystes d'*E.histolytica*.

❖ **Technique de prélèvement du scotch TEST ANAL [7]**

- **Principe :**

Elle consiste à appliquer une cellophane adhésive repliée en U sur le fond d'un tube à essai au niveau des plis radiés anaux.

- **Mode opératoire :**

- ✓ Faire le prélèvement le matin avant toute toilette ou défécation;
- ✓ Appliquer le ruban adhésif à la périphérie de l'anus, au niveau des plis et non dans le canal anal
- ✓ Coller le morceau de scotch sur la lame porte-objet et observer au microscope optique. (Figure 37)

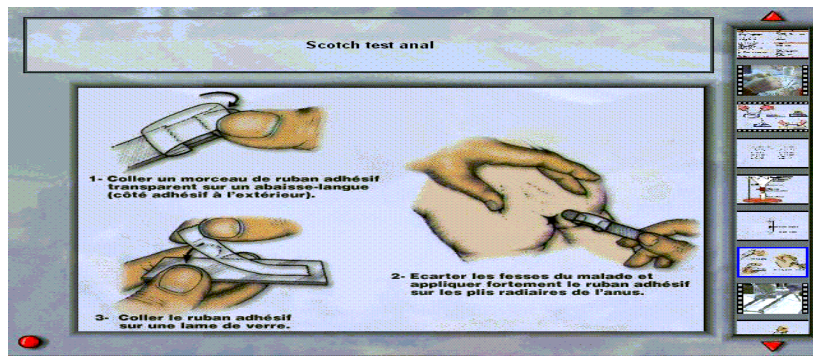


Figure 37 : Technique du scotch test anal [30]

- **Résultats :**

Cette technique est pratiquée pour la recherche des œufs d'oxyure et des embryophores de *Tænia saginata*.

- **Avantage:**

C'est une technique de choix pour le diagnostic des œufs d'oxyure. Il est également utilisé pour la recherche d'œuf de *tænia*. Les œufs transparents, ovalaires, asymétriques et embryonnés des oxyures sont de reconnaissance facile.

❖ **Methode de BAERMANN: Recherche de larves d'anguillule [7]**

- **Principe :**

C'est une technique d'extraction adaptée à la recherche de larves rhabditoïdes d'anguillule. Cette méthode utilise l'hydrotropisme et le thermo tropisme des larves. Ces larves d'anguillule très mobiles sont attirées par l'eau tiède. Cette particularité biologique est mise en profit pour rendre leur découverte plus facile

- **Mode opératoire :**

Examiner au microscope le culot de centrifugation. Les larves doivent y bouger énergiquement. Si cet examen est négatif, renouveler l'eau chaude et procéder à une autre extraction. (Figure 38)

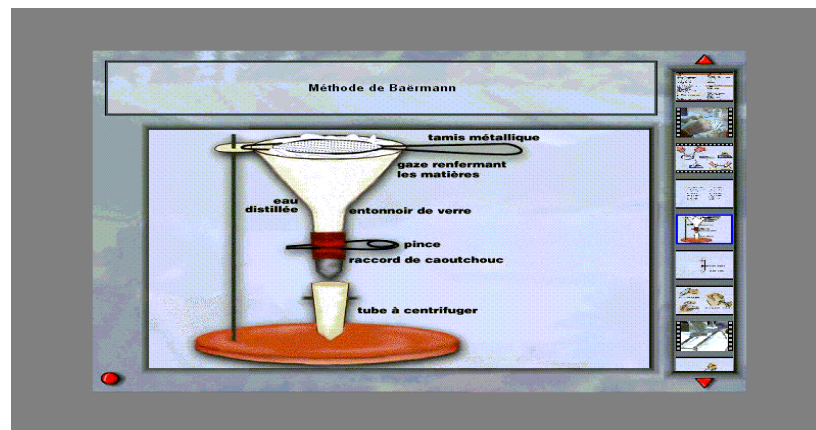


Figure 38 : Technique de Baermann [30]

- **Résultats :**

Larves d'Anguillules

- **Avantages et inconvénients :**

Cette méthode est capable de concentrer de très faible quantité de larves. Cependant les selles doivent être toujours fraîches. Si tel n'est pas le cas, le biologiste risque de passer à côté des larves immobiles.

❖ la méthode de HARADA MORI [7]

- **Principe :**

C'est une culture de selles sur papier buvard en tube. Elle est parfois employée pour le diagnostic de l'anguillulose lorsque les méthodes d'enrichissement en particulier la méthode de BAERMANN sont restées sans résultats.

- **Mode opératoire :**

- ✓ Etaler un mince film de selles (1 à 2mm d'épaisseur) sur le tiers moyen de la bande de papier buvard, sans jamais recouvrir les 2 cm inférieurs.
- ✓ Mettre 3 à 5 ml d'eau distillée dans le tube
- ✓ Introduire la bande de papier buvard portant les selles dans le tube.
- ✓ Tremper l'extrémité inférieure du papier buvard dans l'eau de telle sorte qu'elle soit juste en contact avec le liquide.
- ✓ Fermer le tube par un bouchon de coton cardé.
- ✓ Installer le tube sur un support et laisser le à température ambiante (24 à 28°) dans une pièce sombre pendant 7 à 10 jours.
- ✓ Ajouter de l'eau distillée chaque jour pour garder le contact papier buvard-eau.

- **Résultats :**

Larves d'Anguillule, Œufs d'Ankylostomes

- **Avantage:**

Cette méthode permet le diagnostic différentiel entre les larves d'anguillule et d'ankylostome mais aussi entre *Ankylostoma duodenale* et *Necator americanus*.

❖ La méthode de STOLL ET BRUMPT [7]

- **Principe :**

C'est une méthode de numération des œufs d'helminthes qui consiste à diluer un poids connu de selles dans la soude 0,1N.

- **Mode opératoire :**

1 à 5g de selles est dilué dans une solution de soude à 0,1N. Tamiser s'il le faut si les débris sont volumineux. Déposer une goutte de cette dilution entre lame et lamelle, et compter tous les œufs contenus dans cette préparation en parcourant méthodiquement toute la surface de la lamelle.

- **Résultats :**

Œufs d'helminthes

- **Avantage:**

C'est une méthode classique de numération des œufs d'helminthes dans les selles dans n'importe quel laboratoire même ne disposant pas des flacons gradués nécessaires aux méthodes précédentes.

DEUXIEME PARTIE :

TRAVAIL PERSONNEL

CHAPITRE I :

METHODOLOGIE

VII. CADRE D'ETUDE

Notre étude s'est déroulée dans une école coranique fréquentée par environ 130 enfants encadrés par une dizaine d'enseignants, au niveau du village Garage Bentégné. Ce dernier est situé dans la communauté rurale de Diass, Département de Mbour, Région de Thiès.

Avec ses 10.600 km² de superficie, la communauté rurale de Diass est limitée à l'Est par sa voisine de Sindia, à l'Ouest par celle de Yenne et la commune de Diamniadio, au nord par la communauté rurale de Notto Diobass et Keur Mousseu et au Sud par la commune de Popenguine Ndayanne. Elle est peuplée de 38000 habitants, essentiellement des sérères saafeens, mais aussi des peulhs, des manjacks, des diolas, des wolofs et des lébous. Les principales activités tournent essentiellement autour de l'agriculture et de l'élevage. Il y a également l'industrie qui commence à se développer avec l'implantation d'usines comme les Ciments du Sahel, les Eaux de Kirène.

Sur le plan sanitaire, la communauté rurale dépend du district sanitaire de Popenguine. Elle compte cinq postes de santé, neuf maternités rurales et huit cases de santé.

VIII. TYPE ET PERIODE D'ETUDE

Nous avons réalisé une étude prospective descriptive transversale allant de la période du 23 au 30 Novembre 2012.

IX. POPULATION D'ETUDE

La population d'étude était représentée par l'ensemble des enfants âgés de 0 à 15ans fréquentant une école coranique au niveau du village de Benténier. Les adultes trouvés sur place avaient été également prélevés.

X. COLLECTE DES DONNEES

IV.1 Recueil et acheminement des selles :

Les selles étaient recueillies au niveau de l'école coranique, dans des pots appropriés propres hermétiquement fermés et étiquetés. Après l'examen direct réalisé sur place, les échantillons étaient conservés à +4°C dans des glacières pour le transport au laboratoire de Parasitologie du CHNU de Fann. Les selles n'ayant pas bénéficié d'un examen direct faute de temps, devaient être conservés dans une solution de MIF coloration.

IV.2 Outils de collecte :

Un questionnaire élaboré nous avait permis de recueillir les informations pour chaque individu prélevé. Il comprenait en outre un numéro d'identification, le nom et prénom de l'individu, le sexe, l'âge, la symptomatologie, et le type d'eau consommé. Toutes les informations recueillies étaient également enregistrées dans des registres confectionnés pour la circonstance. Les différents participants ou leurs tuteurs (pour les plus petits) devaient d'abord répondre au questionnaire avant de fournir leur selle.

XI. EXAMEN PARASITOLOGIQUE DES SELLES

Tous les échantillons de selles reçus au laboratoire devaient être examinés sur le plan macroscopique et microscopique. Les selles ayant bénéficié d'un examen direct au niveau de l'école étaient directement concentrées alors que celles conservées dans la solution de MIF étaient d'abord examinées entre lame et lamelle avant l'étape de la concentration.

1. Examen macroscopique

Cette étape devait nous permettre de préciser l'aspect des selles:

- Couleur: décolorée, blanche, verdâtre, jaune, rouge, noire
- Consistance: dure, ferme, pâteuse, molle, moulée, liquide, afécale.
- Odeur: fétide, acre, nauséabonde
- Présence de sang, de glaire ou de mucus

2. Examen microscopique

2.1. Examen microscopique direct à l'état frais

- **Matériel**

- Un microscope;
- Lames et lamelles ;
- Baguettes en plastiques;
- Pots pour recueillir les selles ;
- Eau physiologique.

- **Mode opératoire :**

- Déposer sur une lame porte objet, une goutte d'eau physiologique (salée à 9‰) et un fragment de selles prélevé à plusieurs endroits de l'échantillon.
- Mélanger de façon homogène puis recouvrir d'une lamelle.
- Observer ensuite au microscope optique à l'objectif 10x puis à l'objectif 40x.

NB : Les selles liquides ne sont pas diluées

- **Résultats**

L'examen direct permet de retrouver:

- tous les œufs d'helminthes;

- tous les kystes de protozoaires;
- toutes les formes végétatives d'amibes et de flagellés;
- les larves de nématodes (surtout l'anguillule)

2.2. Examen microscopique direct après coloration

Tous les échantillons de selles devaient être colorés à la fois par le Lugol et le KOP-COLOR

• Au Lugol

Une goutte de Lugol est ajoutée sur la préparation puis mélangée avant de recouvrir d'une lamelle. Le Lugol colore en jaune les kystes et en brun foncé les vacuoles intra cytoplasmiques. Le noyau cristalloïde et la membrane cytoplasmique apparaissent par réfringence. Il faut préciser que le Lugol détruit les formes végétatives de *Trichomonas intestinalis*.

• Au KOP-COLOR

Une goutte de KOP-COLOR est déposée sur la préparation puis mélangée avant de recouvrir d'une lamelle. Le KOP-COLOR permet une détection plus facile des éléments parasitaires qui apparaissent en jaune, jaune-orange ou jaune-brun sur fond bleu plus ou moins foncé.

• Au MIF coloration

Seuls les échantillons de selles n'ayant pas bénéficié d'examen direct devaient être colorés au MIF. Quelques grammes de selles étaient placés dans un tube à essai contenant une solution de MIF préparée au moment de l'emploi. Après

avoir très bien mélangé la préparation, une goutte était déposée entre lame et lamelle pour lecture au microscope.

2.3. Examen microscopique après concentration

Tous les échantillons de selles avaient été concentrés par les cinq techniques en l'occurrence les méthodes traditionnelles (MIF traditionnel, Bailenger traditionnel et Ritchie modifiée) et celles du kit qui comprenait un Bailenger Fumouze et un MIF Fumouze. Ce sont toutes des méthodes diphasiques constituées d'une phase de séparation des déchets et d'une phase de concentration par sédimentation des parasites. Le but de ces méthodes est d'avoir un minimum de résidus, avec un maximum de kystes et d'œufs. Leur point commun est la dilution des selles prélevées à plusieurs endroits.

A. Bailenger traditionnel

- **Principe :**

C'est une technique physico chimique ou diphasique de concentration. La concentration des parasites est basée sur la balance hydrophile-lipophile des particules fécales (débris, parasites) mises en présence de deux phases liquides non miscibles :

- ✓ Une phase aqueuses représentée par la dilution fécale et
- ✓ Un solvant des graisses représenté par l'éther

- **Matériels :**

- ✓ Baguette de verre, dont l'extrémité à été aplatie (2 par selle)
- ✓ Verre à pied en plastique (2 par selle)
- ✓ Filtre de 1 mm

- ✓ Cône en verre
- ✓ Marqueur noir
- ✓ Centrifugeuse
- ✓ Compresses
- ✓ Pipette pasteur
- ✓ Lames bords rodés (1 à 2 lames par selles)
- ✓ Lamelles (22x22mm, 1 à 2 lames par selles)
- ✓ Microscope à objectif (10, 20, 40,100)
- ✓ Gants

- **Réactifs :**

- ✓ 15g acétate de sodium Recta-pur (masse moléculaire : 136,08 g/l)
- ✓ 3,6 ml d'acide acétique cristallisable
- ✓ Quantité suffisante pour 1000 ml d'eau distillée
- ✓ Eau physiologique
- ✓ Ether
- ✓ solution de Bailenger

- **Mode opératoire :**

- ✓ Récupérer une noisette de selles qui sera déposée dans un verre à pied.
- ✓ Verser progressivement 30 ml de solution de Bailenger dans le verre à pied
- ✓ Tamiser la dilution à l'aide d'un filtre métallique à mailles lâches (1mm)
- ✓ Laisser le filtrat sédimenter 2 minutes et ne recueillir que le surnageant.
- ✓ Verser le surnageant dans le cône et émulsionner la dilution avec l'éther
- ✓ Verser la même quantité d'éther que de surnageant dans le cône.
- ✓ Fermer le cône et agiter très énergiquement pendant 30 s à 1 min
- ✓ Laisser reposer 2 min et centrifuger le tout à 2000 tour/mm pendant 2 mm.
- ✓ Après la centrifugation, le contenu du tube est réparti en 4 couches
- ✓ Retourner brusquement le cône dans le lavabo pour vider le cône
- ✓ Ajouter une goutte d'eau physiologique ou ordinaire dans le cône.
- ✓ Mélanger le liquide à l'aide d'une pipette pasteur
- ✓ A l'aide d'une pipette Pasteur recueillir la totalité du culot
- ✓ Déposer le liquide sur une ou deux lames dégraissées.
- ✓ Recouvrir le liquide d'une lamelle.
- ✓ Lire les lames au microscope

B. MIF Concentration traditionnel

- **Principe :**

C'est une technique diphasique de concentration. Le liquide de dilution est la solution de M.I.F préparé extemporanément (Merthiolate-Iode-Formol)

- **Matériels :-**

- ✓ Baguette de verre (2 par selle)
- ✓ Verre à pied en plastique (2 par selle)
- ✓ Cône en verre
- ✓ Marqueur noir
- ✓ Centrifugeuse
- ✓ Compresse
- ✓ Pipette pasteur
- ✓ Lames bords rodés (1 à 2 lames par selles)
- ✓ Lamelles (22x22mm, 1 à 2 lames par selles)
- ✓ Microscope à objectif (10, 20, 40,100)
- ✓ Gants

- **Réactifs :**

- **Solution mère :**

- ✓ Sodium (ethyl mercurithio) - 2 Benzoate 1g
 - ✓ Ethanolamine 1ml

- ✓ Acétone 100 ml
- ✓ Alcool éthylique pur 525ml
- ✓ Quantité Suffisante Pour 1000 ml d'eau stérile
- ✓ Éosine en poudre 2g

○ **Solution fille :**

- ✓ 400ml de solution mère
- ✓ 50ml de formol
- ✓ 10ml de glycérine
- ✓ 500 ml d'eau stérile
- ✓ Eau physiologique ou eau ordinaire (1 goutte)

• **Mode opératoire :**

- ✓ Récupérer une noisette de selle qui sera déposée dans un verre à pied.
- ✓ Verser progressivement 30 ml de solution de MIF dans le verre à pied
- ✓ Tamiser la dilution à l'aide d'un filtre métallique à mailles lâches (1mm)
- ✓ Laisser le filtrat sédimenter 2 minutes et ne recueillir que le surnageant.
- ✓ Verser le surnageant dans un cône en verre (remplir à moitié)
- ✓ Dans ce cône verser 1/3 d'éther pour 2/3 de surnageant.
- ✓ Agiter très énergiquement pendant 30 s à 1 min
- ✓ Laisser reposer 2 min et centrifuger à 2000 tour/mm pendant 2mm.
- ✓ Après la centrifugation, le contenu du tube est réparti en 4 couches
- ✓ Vider en retournant brusquement le cône dans le bidon

- ✓ Ajouter une goutte d'eau physiologique ou ordinaire dans le cône.
- ✓ Mélanger le liquide à l'aide d'une pipette pasteur
- ✓ A l'aide d'une pipette Pasteur recueillir la totalité du culot
- ✓ Déposer le liquide sur une ou deux lames dégraissées.
- ✓ Recouvrir le liquide d'une lamelle.
- ✓ Lire les lames au microscope

C. Ritchie modifiée

- **Principe :**

C'est une technique physico chimique ou diphasique de concentration. La concentration des parasites est basée sur la balance hydrophile-lipophile des particules fécales (débris, parasites) mises en présence de deux phases liquides non miscibles. Le liquide de dilution étant une solution de formol à 10%

- **Matériels :**

- ✓ Baguette de verre (2 par selle)
- ✓ Verre à pied en plastique (2 par selle)
- ✓ Cône en verre
- ✓ Marqueur noir
- ✓ Centrifugeuse
- ✓ Compresses
- ✓ Pipette pasteur

- ✓ Lames bords rodés (1 à 2 lames par selles)
- ✓ Lamelles (22x22mm, 1 à 2 lames par selles)
- ✓ Microscope à objectif (10, 20, 40,100)

- **Réactifs :**

- ✓ Solution aqueuse à 10% de formol commercial
- ✓ Éther

- **Mode opératoire :**

- ✓ Mélanger un volume de selle dans dix volumes du liquide de dilution
- ✓ Laisser sédimenter pendant une minute
- ✓ Tamiser avec une couche de gaze
- ✓ Recueillir le filtrat dans un tube à centrifuger à fond conique
- ✓ Ajouter un volume égal d'éther
- ✓ Boucher le tube avec un bouchon
- ✓ Appliquer le pouce sur l'orifice du tube ainsi protégé
- ✓ Emulsionner en agitant vigoureusement pendant trente secondes à une minute
- ✓ Déboucher avec précaution pour faire évacuer les gaz
- ✓ Centrifuger immédiatement à mille cinq cents tours pendant dix minutes
- ✓ Verser le surnageant
- ✓ Retourner le tube et prélever le culot à l'aide d'une pipette Pasteur

- ✓ Examiner au microscope

D. Bailenger Fumouze

- **Principe :**

C'est une méthode de concentration diphasique utilisant l'éther comme solvant organique et la solution tampon acéto-acétique pH 5 comme phase aqueuse. L'examen du culot est réalisé après coloration par le KOP-COLOR II, permettant une détection plus facile des éléments parasitaires qui apparaissent en jaune, jaune-orange ou jaune-brun sur fond bleu plus ou moins foncé.

- **Matériels :**

- ✓ Tubes coniques de 30 ml
- ✓ Tubes coniques de 10 ml
- ✓ Spatules
- ✓ Notice d'utilisation
- ✓ Micropipette 10-50 μ L, micropipette 100-1000 μ L
- ✓ Tubes à hémolyse
- ✓ Pipettes Pasteur
- ✓ Lames + lamelles pour microscopie
- ✓ Microscope
- ✓ Vortex
- ✓ Centrifugeuse
- ✓ Eau physiologique
- ✓ Éther ou acétate d'éthyle
- ✓ Conteneur pour déchets contaminés

- **Réactifs :**

- ✓ Solution tampon acéto-acétique pH 5

- ✓ KOP-COLOR II
- ✓ Lugol
- ✓ Eau physiologique

- **Mode opératoire :**

- ✓ Dans un tube conique de 30 ml, verser 20 ml de tampon acéto-acétique.
- ✓ Homogénéiser les selles.
- ✓ Déposer une noix de selles dans le tampon acéto-acétique.
- ✓ Triturer à l'aide d'une spatule et agiter vigoureusement
- ✓ Laisser reposer 2 à 3 minutes pour la sédimentation des gros débris.
- ✓ Verser 5 mL du surnageant dans un tube conique de 10 mL.
- ✓ Ajouter 2,5 à 3 mL d'éther.
- ✓ Boucher le tube et agiter vigoureusement pour obtenir une émulsion
- ✓ Déboucher le tube et centrifuger à 1500-2000 tours par minute pendant 5 minutes
- ✓ Éliminer le surnageant par retournement du tube.
- ✓ Remettre le culot en suspension avec 1 ou 2 gouttes d'eau physiologique
- ✓ A l'aide d'une micropipette, déposer sur une lame 10 μ L de KOP-COLOR II
- ✓ A l'aide d'une pipette Pasteur, ajouter 1 goutte de la suspension à examiner.
- ✓ Bien mélanger.
- ✓ Recouvrir d'une lamelle et observer au microscope

E. MIF Fumouze

- **Principe :**

C'est une méthode de concentration diphasique utilisant l'éther comme solvant organique et la solution MIF comme phase aqueuse. Les éléments parasites apparaissent ainsi colorés en rose ou brun plus ou moins foncé.

- **Matériels :**

- ✓ Base pour MIF
- ✓ Kop-Color II
- ✓ Lugol
- ✓ Tubes coniques de 10 et 30 mL
- ✓ Spatules
- ✓ Notice d'utilisation
- ✓ Micropipette 10-50 μL , micropipette 100-1000 μL
- ✓ Tubes à hémolyse
- ✓ Pipettes Pasteur
- ✓ Lames + lamelles pour microscopie
- ✓ Microscope
- ✓ Vortex
- ✓ Centrifugeuse
- ✓ Eau physiologique
- ✓ Éther ou acétate d'éthyle
- ✓ Conteneur pour déchets contaminés

- **Réactifs :**

- ✓ 5 litres de MIF (Merthiolate Iode Formol)
- ✓ Kop-Color II
- ✓ Lugol

- **Mode opératoire :**

- ✓ Dans un tube conique déposer 200 µL de Lugol et 20 mL de MIF de Base
- ✓ Homogénéiser les selles.
- ✓ Déposer une noix de selles dans la solution MIF précédemment préparée.
- ✓ Triturer à l'aide d'une spatule et agiter vigoureusement
- ✓ Laisser reposer 2 à 3 minutes pour la sédimentation des gros débris.
- ✓ Verser 5 mL du surnageant dans un tube conique de 10 mL.
- ✓ Ajouter 2,5 à 3 mL d'éther.
- ✓ Boucher le tube, agiter puis centrifuger à 150-200 g pendant 5 minutes
- ✓ Éliminer le surnageant par retournement du tube.
- ✓ Remettre le culot en suspension avec 1 ou 2 gouttes d'eau physiologique
- ✓ A l'aide d'une pipette Pasteur, déposer sur une lame 1 goutte de la suspension
- ✓ Ajouter une goutte de Kop-color II
- ✓ Recouvrir d'une lamelle et observer au microscope

XII. SAISIE ET ANALYSE DES DONNEES

Les données ont été saisies sur ExcelTM et analysées avec le logiciel R2.15.0 (R Foundation for statistical computing, Vienna, Austria). Les variables qualitatives ont été décrites en termes d'effectif, de pourcentage de données renseignées et les intervalles de confiance à 95% calculés. Les comparaisons statistiques ont été faites en utilisant le test de Khi² ou le test de Fisher en fonction des

conditions d'applicabilité. Le test était considéré comme significatif si le p était inférieur à 0,05.

Pour l'évaluation des performances des techniques dans la détection des parasites intestinaux, nous avons calculé la sensibilité et la spécificité de chaque méthode. Elles étaient exprimées en pourcentage avec intervalles de confiance à 95%. En l'absence d'une méthode de référence standardisée, nous avons considéré comme référence les résultats obtenus après la combinaison de plusieurs techniques aussi bien à l'examen direct qu'à l'examen après concentration. La sensibilité était déterminée par le rapport Vrai Positif / Vrai Positif + Faux Négatifs, tandis que la spécificité était déterminée par le rapport Vrai Négatif / Vrai Négatif + Faux Positifs.

CHAPITRE II:

RESULTATS

Au total, 117 participants ont été enrôlés dans cette étude.

IV. Caractères socio démographiques et cliniques:

I.1 Age

L'âge des participants variait de 2 à 67 ans avec une moyenne d'âge de $11,49 \pm 10,9$. Les patients, dont la tranche d'âge était comprise entre 5 et 10ans étaient plus représentatifs car ils constituaient 43,6% de la population d'étude.

(Tableau I)

Tableau I : Répartition des cas par catégorie d'âge

| | Effectif | Pourcentage | IC 95% |
|-----------------------|----------|-------------|--------------|
| Moins de 5ans | 27 | 23,1 | [15,5- 32,8] |
| 5 – 10 ans | 51 | 43,6 | [33,8- 53,8] |
| 10 – 15 ans | 25 | 21,4 | [14,9- 30,9] |
| Plus de 15 ans | 14 | 12 | [6,6- 20,3] |
| Total | 117 | 100 | |

I.2 Sexe :

Notre population était constituée de 63 participants de sexe masculin (53,8%) et de 54 patients de sexe féminin (46,2%) soit un sexe ratio de 1,16 en faveur des hommes. (Tableau II)

Tableau II : Répartition des cas en fonction du sexe

| | Effectif | Pourcentage | IC 95% |
|-----------------|----------|-------------|--------------|
| Masculin | 63 | 53,8 | [43,5- 63,7] |
| Féminin | 54 | 46,2 | [36,2- 56,4] |
| Total | 117 | 100 | |

I.3 Source d'approvisionnement

La quasi-totalité des individus de cette série consommaient de l'eau de puits soit 92,3% de la population d'étude. Seuls 5,2% des participants ont eu accès à l'eau de robinet. (Tableau III)

Tableau III : Répartition de la population en fonction de la Source d'approvisionnement

| | Effectif | Pourcentage | IC95% |
|-----------------------|----------|-------------|--------------|
| Eau de robinet | 6 | 5,2 | [1,9- 12,1] |
| Eau de puits | 108 | 92,3 | [84,7- 96,4] |
| Mixte | 3 | 2,5 | [0,5- 8,4] |
| Total | 117 | 100 | |

I.4 Symptomatologie :

Sur le plan clinique, les symptômes les plus fréquemment notés étaient représentés par la diarrhée dans 34,2% des cas suivie des douleurs abdominales dans 26,5% des cas. Nous avons noté une alternance diarrhée/constipation chez 2,5% des participants, des vomissements (2,5%) et une constipation isolée chez 12,1% d'entre eux. Il faut cependant signaler que 11,1% des individus n'ont pas présenté de symptômes. (Tableau IV)

Tableau IV : Répartition des cas en fonction des signes cliniques

| | Effectif | Pourcentage | IC95% |
|--|----------|-------------|--------------|
| Douleurs abdominales | 31 | 26,5 | [18,4- 36,4] |
| Diarrhées | 40 | 34,2 | [25,1- 44,4] |
| Vomissements | 3 | 2,5 | [0,5- 8,4] |
| Constipation | 14 | 12,1 | [6,6- 20,5] |
| Alternance Diarrhées/Constipation | 3 | 2,5 | [0,5- 8,4] |
| Autres | 13 | 11,1 | [5,9- 19,3] |
| Non précisé | 13 | 11,1 | [5,9- 19,3] |
| TOTAL | 117 | 100 | |

V. Prévalence des parasites intestinaux :

II.1 Prévalence globale et niveau de polyparasitisme des individus:

Sur les 117 patients examinés, 102 ont présenté un parasite par au moins une des différentes techniques réalisées, ce qui fait une prévalence de 87,1% des parasites intestinaux dans cette population étudiée. Sur les 102 patients porteurs de parasites, 75 ont été identifiés comme infestés par au moins deux espèces de parasites soit un pourcentage de 73,5% de polyparasitisme. (Tableau V)

Tableau V: Prévalence globale des parasitoses intestinales et détermination du niveau de polyparasitisme des individus de la population d'étude.

| | Effectif | Pourcentage | IC 95% |
|----------------------------------|----------|-------------|--------------|
| Prévalence globale | | | |
| Positif | 102 | 87,1 | [78,5- 92,6] |
| Négatif | 15 | 12,9 | [7,3- 21,4] |
| Total | 117 | 100 | |
| Niveau de Polyparasitisme | | | |
| Oui | 75 | 73,5 | [63,5- 81,5] |
| Non | 27 | 26,4 | [18,3- 36,3] |
| Total | 102 | 100 | |

II.2 Prévalence en fonction de l'âge, du sexe et de la

Source d'approvisionnement:

II.2.1 Age :

La répartition des cas en fonction de l'âge avait montré que la tranche d'âge 5-10 ans était plus touchée avec une prévalence de 47% comparée à la tranche d'âge 10-15 ans et aux sujets de moins de 5 ans où la prévalence était respectivement de 19,7% et 23,5%. Les sujets âgés de plus de 15 ans étaient moins touchés avec une prévalence de 9,8%. (Tableau VI)

Tableau VI: Répartition de la prévalence en fonction de l'âge

| | Effectif | Pourcentage | IC 95% |
|-----------------------|----------|-------------|--------------|
| Moins de 5ans | 24 | 23,5 | [15,8- 33,2] |
| 5 – 10 ans | 48 | 47 | [37- 57,1] |
| 10 – 15 ans | 20 | 19,7 | [12,6- 29,1] |
| Plus de 15 ans | 10 | 9,8 | [5- 17,7] |
| Total | 102 | 100 | |

II.2.2 Sexe :

Parmi les 102 sujets porteurs de parasites intestinaux, les sujets de sexe masculin étaient plus parasités avec une prévalence de 55,8%. Les sujets de sexe féminin représentaient 44,2%. (Tableau VII)

Tableau VII: Répartition de la prévalence en fonction du sexe

| | Effectif | Pourcentage | IC 95% |
|-----------------|----------|-------------|--------------|
| Masculin | 57 | 55,8 | [45,5- 65,6] |
| Féminin | 45 | 44,2 | [34,3- 54,4] |
| Total | 102 | 100 | |

II.2.3 Source d'approvisionnement :

La répartition des cas en fonction de la consommation en eau avait montré que les sujets consommant l'eau de puits étaient plus porteurs de parasites intestinaux avec une prévalence de 94,2%. La prévalence chez les individus consommant l'eau de robinet ou les deux à la fois était respectivement de 3,9% et de 1,9%. (Tableau VIII)

Tableau VIII: Répartition de la prévalence en fonction de la Source d'approvisionnement

| | Effectif | Pourcentage | IC95% |
|----------------|----------|-------------|--------------|
| Eau de robinet | 4 | 3,9 | [1,2- 10,3] |
| Eau de puits | 96 | 94,2 | [87,1- 97,6] |
| Mixte | 2 | 1,9 | [0,3- 7,5] |
| Total | 102 | 100 | |

II.3 Prévalence des différentes espèces parasitaires :

En prenant comme résultat positif, l'identification de l'espèce par au moins une des techniques, nous pouvons noter que la prévalence des protozoaires est beaucoup plus élevée que celle des helminthes. Ainsi, *Blastocystis hominis* était l'espèce la plus fréquemment isolée avec une prévalence globale de 58,1% suivie d'*Entamoeba coli* (54,7%), d'*Endolimax nana* (35,9%) et de *Giardia intestinalis* (34,2%). Parmi les protozoaires pathogènes, *Giardia intestinalis* était l'espèce la plus fréquente suivie d'*Entamoeba histolytica/E. dispar* (8,5%) et de *Trichomonas intestinalis* (2,6%). Les autres protozoaires retrouvés étaient présents à des proportions relativement faibles. (Tableau IX).

Les helminthes étaient par contre très faiblement rencontrés dans les selles avec *Trichuris trichiura* qui était l'espèce la plus isolée avec une prévalence de 2,6%,

suivie d'*Ascaris lumbricoides* et d'*Hymenolepis nana* qui sont tous deux à 1,7% et enfin d'*Enterobius vermicularis* (0,9%). (Tableau IX).

Tableau IX: Prévalence des espèces parasitaires identifiées par les différentes techniques d'examen microscopique des selles.

| | Effectif | Pourcentage | IC 95% |
|---|----------|-------------|---------------|
| PROTOZOAIRES | | | |
| Pathogènes | | | |
| <i>Giardia intestinalis</i> | 40 | 34,2 | [25,1-44,4] |
| <i>Trichomonas intestinalis</i> | 3 | 2,6 | [0,5- 8,5] |
| <i>Entamoeba histolytica/E. dispar</i> | 10 | 8,5 | [4,1 – 16,2] |
| Autres protozoaires non pathogènes | | | |
| <i>Blastocystis hominis</i> | 68 | 58,1 | [47,8 – 67,7] |
| <i>Entamoeba coli</i> | 64 | 54,7 | [44,4- 64,5] |
| <i>Endolimax nana</i> | 42 | 35,9 | [26,7- 46,1] |
| <i>Dientamoeba fragilis</i> | 9 | 7,7 | [3,5 – 15,2] |
| <i>Entamoeba hartmani</i> | 8 | 6,8 | [2,9 – 14,1] |
| <i>Enteromax intestinalis</i> | 1 | 0 ,9 | [0,03 – 6,1] |
| <i>Chilomastix mesnili</i> | 7 | 6 | [2,4 – 13,1] |
| <i>Pseudolimax butschlii</i> | 3 | 2,6 | [0,5 – 8,5] |
| HELMINTHES | | | |
| <i>Ascaris lumbricoides</i> | 2 | 1,7 | [0,2 – 7,2] |
| <i>Trichuris trichiura</i> | 3 | 2,6 | [0,5 – 8,5] |
| <i>Hymenolepis nana</i> | 2 | 1,7 | [0,2 – 7,2] |
| <i>Enterobius vermicularis</i> | 1 | 0,9 | [0,03 – 6,1] |

VI. Comparaisons des Kits Fumouze avec les techniques traditionnelles de diagnostic coprologique :

III.1 Aspect macroscopique des selles :

L'examen macroscopique a permis de mettre en évidence des selles moulées molles dans 60,7% des cas, moulées dures dans 7,7% des cas, pâteuses dans 23,9%, glaireuses (0,9%) et liquidiennes (6,8%). (Tableau X)

Tableau X: Caractéristiques macroscopiques des selles

| | Effectif | Pourcentage | 95% IC |
|-----------------------|-----------------|--------------------|---------------|
| Moulées molles | 71 | 60,7 | [50,4- 70,1] |
| Moulées dures | 9 | 7,7 | [3,5- 15,2] |
| Pâteuses | 28 | 23,9 | [16,1- 33,6] |
| Glaireuses | 1 | 0,9 | [0,03- 6,1] |
| Liquidiennes | 8 | 6,8 | [2,9- 14,1] |
| Total | 117 | 100 | |

III.2 Qualité de la préparation après concentration :

L'examen de la préparation des différentes techniques de concentration a permis de noter et de comparer l'aspect des culots obtenus après centrifugation et la quantité de débris observés. Ainsi, les kits Fumouze ont présenté des culots plus épais comparés aux techniques traditionnelles sans différence significative ($p=0,19$) (Tableau XI). Par contre, nous avons noté que les techniques traditionnelles particulièrement les techniques de Ritchie et MIF concentration présentaient beaucoup plus de débris de matières fécales comparées aux autres techniques ($p=0,60$). Les Kits Fumouze ont donc présenté peu de débris. (Tableau XII)

Tableau XI: Aspect du culot en fonction des techniques de concentration

| | Aspect du culot | | | |
|-------------------------------|-----------------|------|----------|------|
| | Correct | | Epais | |
| | Effectif | % | Effectif | % |
| Bailenger Fumouze | 101 | 86,3 | 16 | 13,7 |
| MIF Fumouze | 105 | 89,7 | 12 | 10,3 |
| Bailenger Traditionnel | 105 | 89,7 | 12 | 10,3 |
| MIF traditionnel | 110 | 94 | 7 | 6 |
| Ritchie modifiée | 110 | 94 | 7 | 6 |
| P value | | 0,28 | | 0,19 |

Tableau XII: Quantité des débris de matières fécales

| | Aspect des débris | | | |
|-------------------------------|-------------------|------|----------|------|
| | Peu | | Abondant | |
| | Effectif | % | Effectif | % |
| Bailenger Fumouze | 102 | 87,1 | 15 | 12,9 |
| MIF Fumouze | 103 | 88 | 14 | 12 |
| Bailenger Traditionnel | 103 | 88 | 14 | 12 |
| MIF traditionnel | 97 | 82,9 | 20 | 17,1 |
| Ritchie modifiée | 97 | 82,9 | 20 | 17,1 |
| p value | | 0,55 | | 0,60 |

III.3 Morphologie des parasites observés

Les techniques de concentration du Kit Fumouze avaient tendance à altérer la morphologie des parasites observés. En effet, les parasites étaient altérés dans 11,1% des cas avec le Bailenger Fumouze et 20,8% des cas avec le MIF Fumouze. Alors que ces parasites étaient altérés dans 7%, 13,7% et 11,9% respectivement avec le Bailenger traditionnel, le MIF traditionnel et la Ritchie modifiée. Les différences observées étaient cependant significatives avec un $p=0,009$. De plus, il faut signaler que des parasites avec un aspect morphologique carrément décollé n'étaient observés qu'avec les techniques du Kit Fumouze avec des pourcentages de 0,6% pour le Bailenger Fumouze et de 0,7% pour le MIF Fumouze. (Tableau XIII)

Tableau XIII: Aspect morphologique des parasites observés en fonction des techniques

| | Morphologie des parasites | | | | | |
|--|---------------------------|-------|----------|-------|----------|-----|
| | Normale | | Altérée | | Décollée | |
| | Effectif | % | Effectif | % | Effectif | % |
| Bailenger Fumouze N= 171 | 151 | 88 | 19 | 11,1 | 1 | 0,6 |
| MIF Fumouze N= 149 | 117 | 78,5 | 31 | 20,8 | 1 | 0,7 |
| Bailenger Traditionnel N= 141 | 131 | 92,9 | 10 | 7 | 0 | 0 |
| MIF traditionnel N=132 | 114 | 86,3 | 18 | 13,7 | 0 | 0 |
| Ritchie modifiée N= 118 | 104 | 88,1 | 14 | 11,9 | 0 | 0 |
| p value | | 0,016 | | 0,009 | | |

III.4 Charge parasitaire :

La charge parasitaire variait sensiblement d'une technique à l'autre. Mais il faut noter que les techniques traditionnelles mettaient en évidence des charges parasitaires plus élevées (30,4% pour Bailenger traditionnel, 23,4% pour MIF traditionnel et 28% pour Ritchie) comparées au Kit Fumouze (17% pour Bailenger Fumouze et 20,1% pour MIF Fumouze) mais sans différence significative. (Tableau XIV)

Tableau XIV : Répartition de la charge parasitaire en fonction des techniques

| | Charge parasitaire | | | | | |
|---|--------------------|------|----------|------|----------|------|
| | Rare | | Assez nb | | Très nb | |
| | Effectif | % | Effectif | % | Effectif | % |
| Bailenger Fumouze N= 171 | 63 | 36,8 | 78 | 45,6 | 29 | 17 |
| MIF Fumouze N= 149 | 48 | 32,2 | 70 | 47 | 30 | 20,1 |
| Bailenger Traditionnel N= 141 | 47 | 33,3 | 50 | 35,4 | 43 | 30,4 |
| MIF traditionnel N=132 | 47 | 35,6 | 55 | 41,6 | 31 | 23,4 |
| Ritchie modifiée N= 118 | 45 | 38,1 | 42 | 35,5 | 33 | 28 |
| p value | | 0,95 | | 0,61 | | 0,71 |

III.5 Performance des Kits Fumouze dans l'identification des parasites intestinaux :

III.5.1 A l'examen direct :

En prenant comme référence les résultats confirmés par au moins deux techniques, nous avons comparé les résultats des méthodes d'examen direct à

l'état frais et après coloration au KOP Color et au Lugol dans l'identification des amibes, des flagellés, des Blastocystis et des helminthes.

III.5.1.1 Performance dans l'identification des amibes

a. Dans l'identification d'*Endolimax nana* :

L'examen direct à l'état frais et l'examen direct après coloration au Lugol sont plus sensibles dans l'identification d'*Endolimax nana* avec des sensibilités de 100% [100 - 100] comparés à l'examen direct au KOP color qui est sensible à 93,3% [84,4-102,3]. Par contre, les trois techniques présentent des spécificités sensiblement égales. (Tableau XV)

Tableau XV : Performance des techniques directes dans l'identification d'*Endolimax nana*

| | Sensibilité | Spécificité |
|--------------------------------|--------------------|--------------------|
| Examen direct Eau | 100% [100-100] | 95,7% [87,3- 104] |
| Examen direct KOP color | 93,3% [84,4-102,3] | 95,2% [86,1-104,3] |
| Examen direct au Lugol | 100% [100- 100] | 94,4% [83,9- 105] |

b. Dans l'identification d'*Entamoeba histolytica*

Les examens directs après coloration au KOP Color et au Lugol ont montré des sensibilités plus élevées dans l'identification d'*Entamoeba histolytica* avec respectivement 98% [IC : 94-101,9] et 100% [IC : 100-100] et une légère prédominance de la coloration au Lugol. Cependant, toutes ces techniques sont spécifiques. (Tableau XVI)

Tableau XVI : Performance des techniques directes dans l'identification d'*Entamoeba histolytica*

| | Sensibilité | Spécificité |
|--------------------------------|---------------------|-----------------|
| Examen direct Eau | 96,2% [90,9- 101,4] | 100% [100- 100] |
| Examen direct KOP color | 98% [94- 101,9] | 100% [100- 100] |
| Examen direct au Lugol | 100% [100-100] | 100% [100- 100] |

III.5.1.2 Performance dans l'identification de *Blastocystis hominis*

Blastocystis hominis a été retrouvé le plus souvent lors de l'examen direct à l'état frais et après coloration au Lugol avec des sensibilités respectives de 93,3% [IC : 80,7-106] et 100% [IC : 100-100]. L'examen direct après coloration au KOP Color a montré par contre une sensibilité faible de 86,7% [IC : 69,5-103,9] comparée aux autres méthodes mais une spécificité plus importante. (Tableau XVII)

Tableau XVII : Performance des techniques directes dans l'identification de *Blastocystis hominis*.

| | Sensibilité | Spécificité |
|--------------------------------|---------------------|---------------------|
| Examen direct Eau | 93,3% [80,7- 106] | 94,9% [87,9- 101,8] |
| Examen direct KOP color | 86,7% [69,5- 103,9] | 100% [100- 100] |
| Examen direct au Lugol | 100% [100-100] | 97,1% [91,4- 102,7] |

III.5.1.3 Performance dans l'identification des flagellés

a. Dans l'identification de *Giardia intestinalis* :

Les examens directs à l'état frais et après coloration au Lugol se sont révélés plus sensibles dans l'identification des flagellés comme *Giardia intestinalis* avec des sensibilités de 100% [IC : 100-100]. L'examen direct après coloration au KOP Color a également présenté une très bonne sensibilité 98% [IC : 94,1-101,9] et une excellente spécificité 100% [IC : 100- 100]. (Tableau XVIII)

Tableau XVIII : Performance des techniques directes dans l'identification de *Giardia intestinalis*.

| | Sensibilité | Spécificité |
|--------------------------------|------------------|--------------------|
| Examen direct Eau | 100% [100-100] | 77,8% [50,6-104,9] |
| Examen direct KOP color | 98% [94,1-101,9] | 100% [100- 100] |
| Examen direct au Lugol | 100% [100-100] | 100% [100-100] |

b. Dans l'identification de *Chilomastix mesnili*

Chilomastix mesnili a été détecté dans les selles uniquement à l'état frais et après coloration au KOP Color. En effet aucun cas n'a été détecté à l'examen direct après coloration au Lugol. L'examen à l'état frais et après coloration au Lugol se sont donc montrés plus sensibles (100% [IC : 100-100] et 98% [94,1-101,9]) et plus spécifiques dans l'identification de ce flagellé. (Tableau XIX)

Tableau XIX : Performance des techniques directes dans l'identification de *Chilomastix mesnili*

| | Sensibilité | Spécificité |
|--------------------------------|------------------|-----------------|
| Examen direct Eau | 100% [100- 100] | 100% [100-100] |
| Examen direct KOP color | 98% [94,1-101,9] | 100% [100- 100] |
| Examen direct au Lugol | 100% [100-100] | 100% [100-100] |

c. Dans l'identification de *Trichomonas intestinalis*

Trichomonas intestinalis a été identifié par les trois techniques avec les mêmes pourcentages de sensibilité à 100% mais avec une spécificité moindre pour l'examen direct à l'état frais comparée aux deux autres techniques. (Tableau XX)

Tableau XX : Performance des techniques directes dans l'identification de *Trichomonas intestinalis*

| | Sensibilité | Spécificité |
|--------------------------------|----------------|------------------|
| Examen direct Eau | 100% [100-100] | 66,7% [13,3-120] |
| Examen direct KOP color | 100% [100-100] | 100% [100-100] |
| Examen direct au Lugol | 100% [100-100] | 100% [100- 100] |

III.5.1.4 Performance dans l'identification des helminthes :

a. Dans l'identification d'*Ascaris lumbricoides*.

Les trois méthodes d'identification sont très sensibles et très spécifiques dans l'identification d'*Ascaris lumbricoides*. Cependant, l'examen après coloration au KOP Color a présenté une spécificité moindre par rapport aux deux autres méthodes. (Tableau XXI)

Tableau XXI: Performance des techniques directes dans l'identification d'*Ascaris lumbricoides*

| | Sensibilité | Spécificité |
|--------------------------------|----------------|-----------------|
| Examen direct Eau | 100% [100-100] | 100% [100-100] |
| Examen direct KOP color | 100% [100-100] | 50% [0 – 119,3] |
| Examen direct au Lugol | 100% [100-100] | 100% [100-100] |

b. Dans l'identification de *Trichuris trichiura*.

Toutes les méthodes directes testées dans cette étude sont très sensibles et très spécifiques dans l'identification de *Trichuris trichiura*. (Tableau XXII)

Tableau XXII : Performance des techniques directes dans l'identification de *Trichuris trichiura*

| | Sensibilité | Spécificité |
|--------------------------------|----------------|----------------|
| Examen direct Eau | 100% [100-100] | 100% [100-100] |
| Examen direct KOP color | 100% [100-100] | 100% [100-100] |
| Examen direct au Lugol | 100% [100-100] | 100% [100-100] |

III.5.2 A l'examen microscopique après concentration :

En prenant comme référence les résultats confirmés par au moins trois techniques sur les cinq réalisées, nous avons comparé les résultats des méthodes du Kit Fumouze et des méthodes traditionnelles (Bailenger, MIF et Ritchie) dans l'identification des amibes, des flagellés, des Blastocystis et des helminthes.

III.5.2.1 Performance dans l'identification des amibes

a. Dans l'identification d'*Endolimax nana* :

Nous pouvons noter dans ce tableau que les méthodes d'identification traditionnelles des parasites intestinaux sont plus sensibles que les méthodes du Kit Fumouze dans l'identification des amibes du genre *Endolimax*. En effet, le MIF traditionnel a montré une excellente sensibilité avec 99% [IC : 97-101] suivi du Bailenger traditionnel et de la Ritchie modifiée qui sont tous les deux à 94,9% [90,5-99,3] et enfin du Bailenger et du MIF Fumouze qui sont

respectivement à 88,8% [IC : 82,5-95] et 92,9% [IC : 87,8-98]. Les spécificités par contre sont assez variables. (Tableau XXIII)

Tableau XXIII : Performance des techniques de concentration dans l'identification d'*Endolimax nana*

| | Sensibilité | Spécificité |
|-------------------------------|-------------------|---------------------|
| Bailenger Fumouze | 88,8% [82,5- 95] | 89,5% [75,7- 103,3] |
| MIF Fumouze | 92,9% [87,8- 98] | 84,2% [67,8-100,6] |
| Bailenger Traditionnel | 94,9% [90,5-99,3] | 84,2% [67,8- 100,6] |
| MIF Traditionnel | 99% [97-101] | 89,5% [75,7- 103,3] |
| Ritchie modifiée | 94,9% [90,5-99,3] | 63,2% [41,5-84,8] |

b. Dans l'identification d'*Entamoeba histolytica*

Les méthodes du Kit Fumouze ont montré qu'ils sont tout aussi sensibles et spécifiques que les méthodes traditionnelles. Mais il faut noter que le Bailenger traditionnel et la Ritchie modifiée ont présenté les meilleures sensibilités à 100% suivi des deux techniques du Kit Fumouze qui sont tous deux à 99,1% [IC : 97,4-100,8] et du MIF traditionnel qui est à 98,3% [95,9-100,7]. (Tableau XXIV)

Tableau XXIV : Performance des techniques de concentration dans l'identification d'*Entamoeba histolytica*

| | Sensibilité | Spécificité |
|-------------------------------|--------------------|-----------------|
| Bailenger Fumouze | 99,1% [97,4-100,8] | 100% [100- 100] |
| MIF Fumouze | 99,1% [97,4-100,8] | 50% |
| Bailenger Traditionnel | 100% [100-100] | 50% |
| MIF Traditionnel | 98,3% [95,9-100,7] | 100% [100-100] |
| Ritchie modifiée | 100% [100- 100] | 100% [100-100] |

III.5.2.2 Performance dans l'identification de *Blastocystis hominis*

Blastocystis hominis a été identifié plus par les méthodes traditionnelles que par les techniques du Kit Fumouze. Les résultats ont montré que la méthode de Ritchie modifiée était la plus sensible (100% [IC : 100-100]) dans l'identification de ce parasite suivie des méthodes de MIF traditionnel (98,1% [95,5-100,7]) et du Bailenger traditionnel (97,1% [94-100,3]). Le kit Fumouze a présenté des sensibilités de 82,9% [IC : 75,6- 90,1] et 88,6% [IC : 82,5-94,7] respectivement pour le Bailenger et le MIF. Les spécificités étaient variables d'une technique à l'autre. (Tableau XXV)

Tableau XXV : Performance des techniques de concentration dans l'identification de *Blastocystis hominis*

| | Sensibilité | Spécificité |
|-------------------------------|--------------------|---------------------|
| Bailenger Fumouze | 82,9% [75,6- 90,1] | 75% [50,5- 99,5] |
| MIF Fumouze | 88,6% [82,5-94,7] | 83,3% [62,2- 104,4] |
| Bailenger Traditionnel | 97,1% [94-100,3] | 75% [50,5- 99,5] |
| MIF Traditionnel | 98,1% [95,5-100,7] | 75% [50,5- 99,5] |
| Ritchie modifiée | 100% [100-100] | 58,3% [30,4-86,2] |

III.5.2.3 Performance dans l'identification des flagellés

a. Dans l'identification de *Giardia intestinalis* :

Le Bailenger et le MIF Fumouze ont montré qu'ils étaient tout aussi performants que les méthodes traditionnelles dans l'identification des flagellés du genre *Giardia*. Cependant, ce sont les méthodes du Bailenger Fumouze et du MIF traditionnel qui ont montré les meilleures sensibilités (100% [100-100]). Le MIF Fumouze et le Bailenger traditionnel sont tous deux sensibles à 98,8% [96,4-

101,2]. La méthode de Ritchie a par contre montré qu'elle était moins sensible dans l'identification de ce parasite comparée aux autres techniques. Les spécificités sont variables en fonction des méthodes mais il faut noter que les kits Fumouze sont légèrement plus spécifiques. (Tableau XXVI)

Tableau XXVI : Performance des techniques de concentration dans l'identification de *Giardia intestinalis*

| | Sensibilité | Spécificité |
|-------------------------------|---------------------|---------------------|
| Bailenger Fumouze | 100% [100-100] | 97,2% [91,9-102,6] |
| MIF Fumouze | 98,8% [96,4-101,2] | 94,4% [87- 101,9] |
| Bailenger Traditionnel | 98,8% [96,4- 101,2] | 97,2% [91,9- 102,6] |
| MIF Traditionnel | 100% [100-100] | 91,7% [82,6-100,7] |
| Ritchie modifiée | 97,5% [94,2- 100,9] | 86,1% [74,8- 97,4] |

b. Dans l'identification de *Chilomastix mesnili*

Chilomastix mesnili a été identifié par toutes les techniques avec d'excellentes sensibilités à 100% [IC : 100-100] à l'exception de la méthode du MIF traditionnel qui a présenté une sensibilité à 99,1% [IC : 97,4- 100,8]. Ces techniques présentaient également de bonnes spécificités hormis la Ritchie modifiée qui était à 60% [17,1-102,9] de spécificité. (Tableau XXVII)

Tableau XXVII : Performance des techniques de concentration dans l'identification de *Chilomastix mesnili*

| | Sensibilité | Spécificité |
|-------------------------------|---------------------|------------------|
| Bailenger Fumouze | 100% [100-100] | 100% [100-100] |
| MIF Fumouze | 100% [100- 100] | 100% [100-100] |
| Bailenger Traditionnel | 100% [100-100] | 80% [44,9-115,1] |
| MIF Traditionnel | 99,1% [97,4- 100,8] | 100% [100-100] |
| Ritchie modifiée | 100% [100-100] | 60% [17,1-102,9] |

III.5.2.4 Performance dans l'identification des helminthes

a. Dans l'identification d'*Ascaris lumbricoides*:

Toutes les méthodes utilisées ont montré qu'elles étaient très sensibles (100% [100-100]) et spécifiques dans l'identification d'*Ascaris lumbricoides*. Cependant, le MIF Fumouze et la Ritchie modifiée ont présenté des spécificités à 50%. (Tableau XXVIII)

Tableau XXVIII : Performance des techniques de concentration dans l'identification d'*Ascaris lumbricoides*

| | Sensibilité | Spécificité |
|-------------------------------|-----------------|-----------------|
| Bailenger Fumouze | 100% [100-100] | 100% [100-100] |
| MIF Fumouze | 100% [100-100] | 50% [0- 119,3] |
| Bailenger Traditionnel | 100% [100-100] | 100% [100- 100] |
| MIF Traditionnel | 100% [100- 100] | 100% [100-100] |
| Ritchie modifiée | 100% [100-100] | 50% [0-119,3] |

DISCUSSION

Les parasitoses intestinales ont un impact considérable sur la santé des populations et constituent un frein pour le développement socio-économique de nos régions. Cette situation est particulièrement liée au faible niveau de vie des populations, à l'extension des projets d'aménagement hydro-agricole et au climat tropical. Les effets de ces infections parasitaires varient selon les espèces et la charge parasitaire de l'infection.

Ainsi un diagnostic précis est essentiel pour une gestion adéquate du patient et pour guider la conception, la réalisation et le suivi des programmes de contrôle communautaires des maladies infectieuses. C'est dans ce cadre que nous avons réalisé cette étude en collaboration avec l'hôpital Bobigny de Paris afin de comparer l'efficacité de nouveaux kits de détection des parasites intestinaux dans les selles avec les techniques traditionnelles.

Cette étude nous a permis de collecter des échantillons de selles chez 117 individus constitués en majorité d'enfants vus au niveau d'une école coranique située à environ 35 km de la ville de Dakar.

1. Les Caractères socio démographiques et cliniques

Globalement, notre population d'étude était essentiellement constituée par les enfants qui représentaient 88% des individus enrôlés. La tranche d'âge 5-10 ans était la plus représentative probablement due au fait qu'habituellement c'est la période où les enfants sont envoyés dans les écoles coraniques et vu que notre étude s'est déroulée dans ce milieu. Les chiffres de la répartition de l'âge de notre population d'étude sont assez proches de ceux rapportés par certains auteurs sur le continent qui ont eu à travailler chez les mêmes cibles à savoir la catégorie moins de 15ans [50, 53, 37].

Cette population d'étude était constituée en majorité d'individus de sexe masculin comme la plupart des séries décrivant la prévalence des parasitoses

intestinales où le sex-ratio est habituellement en faveur des sujets de sexe masculin. [35, 55, 64]

Sur le plan de la consommation en eau, nous avons noté que les participants de l'école coranique avaient tendance à plus consommer l'eau de puits (92,3%) et que seuls 5,2% d'entre eux avaient accès à l'eau de robinet. Ceci peut s'expliquer par les caractéristiques de la localité hébergeant l'école coranique où les ménages utilisent plus l'eau de puits pour leur consommation et leurs différentes tâches ménagères.

Ce comportement des populations peut avoir un impact considérable sur la prévalence de ces parasitoses car l'eau de puits n'est potable qu'après certains traitements qui ne sont probablement pas effectués par ces villageois. Nous avons également constaté aussi que la plupart des études ne font pas référence au type d'eau consommée.

Sur le plan clinique, la symptomatologie était dominée par la diarrhée (34,2%) et les douleurs abdominales (26,5%). Ces signes ont longtemps été décrits comme les manifestations cliniques les plus fréquentes lors des parasitoses intestinales. D'autres symptômes avaient également été retrouvés, il s'agit essentiellement d'une alternance diarrhée/constipation, de vomissements et parfois d'une constipation isolée. D'autres études abondent également dans le même sens, c'est ainsi que **NANFAH M.P [50]** en 2008 dans une étude réalisée au Mali avait trouvé que le motif d'examen le plus fréquemment rencontré était la douleur abdominale soit 50,3% des cas. **NDIAYE M. L.** aussi en 2005 avait identifié les douleurs abdominales (19,9%) et la diarrhée (15,2%) comme les principaux signes cliniques [53].

2. Etude de la prévalence des parasitoses intestinales :

Cette présente étude réalisée en zone rurale a permis de montrer que les enfants habitant la zone et particulièrement ceux fréquentant l'école coranique sont très fortement parasités. En effet, la prévalence globale notée dans notre population d'étude est très élevée de l'ordre de 87,1%. Nos résultats sont pratiquement similaires à ceux obtenus par **Dancesco P et ses collaborateurs** qui ont eu à rapporter une prévalence des parasites intestinaux de 84,8% dans un village en Côte d'Ivoire chez les enfants d'âge scolaire et préscolaire [14]. Cependant, ces chiffres sont très largement au dessus de ceux décrits par plusieurs auteurs qui font état de taux de prévalence situés entre 30 et 50% sur une population cible à peu près similaire [10,20, 35,]. En effet, Fall en 2006 [23] et Faye en 2008 [25] avaient trouvé lors d'enquêtes transversales réalisées en milieu rural et périurbain au Sénégal des prévalences respectivement à 36,44% et 44,6%. Les mêmes tendances ont été observées sur le reste du continent avec l'exemple de **Hamit et al** au Tchad et **Cissé M. et al** au Burkina qui avaient rapporté des prévalences autour de 50%. [36,13]

Il faut donc dire que les résultats obtenus dans notre étude montrent que ces pathologies tropicales gardent leur ampleur en milieu scolaire coranique dans la mesure où des auteurs avaient rapporté il y a 20ans des taux de prévalence de l'ordre de 84,09% dans une école coranique à Dakar. [42] Cette forte prévalence notée peut également s'expliquer par le fait qu'en zone rural le système d'assainissement est quasi inexistant corrélé à des dépôts anarchiques d'ordures ménagères, une stagnation des eaux usées et eaux de pluie, avec comme conséquence une prolifération des mouches qui peuvent aussi jouer un rôle important dans la transmission des parasitoses intestinales.

Cependant, lorsque nous comparons les données hospitalières antérieures, nous remarquons par contre une diminution de l'incidence de ces parasitoses intestinales. Il y a 5-10ans les taux de prévalence rapportés en milieu hospitalier

tournaient autour de 35% voire plus [16, 28, 49, 56] alors que de nos jours les chiffres sont descendus autour de 25% [1, 12, 55] allant parfois même jusqu'à 11% [66]

La prévalence de ces parasitoses intestinales variait en fonction de l'âge, du sexe et de la consommation en eau. Ainsi, nos résultats ont montré que la tranche d'âge 5-10 ans était plus touchée avec une prévalence de 47% comparée à la tranche d'âge 10-15 ans et aux sujets de moins de 5 ans. Ce constat pourrait s'expliquer d'une part par la prédominance de cette catégorie d'âge dans la population d'étude et d'autre part par le fait que ces enfants qui jouent plus sur le sol sont plus exposés à ces maladies liées au péril fécal. L'âge cependant influence différemment les prévalences selon les études.

Ainsi **NANFAH M.P [50]** dans son étude sur le poly parasitisme en 2008 avait trouvé que la tranche d'âge la plus représentée était entre 0 et 18 avec une prévalence de 33%.

NDIAYE M.L [53] avait noté que la tranche d'âge (1-5 ans) était la plus touchée avec 39,6% des cas. Les enfants de moins d'un an étaient moins concernés avec 7,8% des cas. **FALL D. [23]** dans son étude en 2006 avait trouvé que la tranche d'âge de 0-15 ans était la plus affectée avec un taux de 41,86% de même que **DIATTA K. B. [4]** en 2004 avait noté un pourcentage 63,9 % chez les 0-15 ans.

Les parasitoses intestinales continuent donc d'avoir un impact assez considérable sur la santé des enfants.

Sur le plan du sexe, les sujets de sexe masculin étaient plus touchés par ces parasitoses avec une prévalence de 55,8%. Les mêmes résultats avaient été rapportés par **SARR S. L. M. [66]** qui avait noté une prévalence de 54,23% chez les sujets de sexe masculin contre 45,77% chez les filles. **DIOUF [19]** abonde aussi dans le même sens avec une prévalence nettement plus élevée chez

les garçons. Cependant d'autres auteurs ont relaté que les garçons et les filles étaient parasités dans les mêmes proportions [53, 64].

Concernant la consommation en eau, nous avons montré à travers cette série que les sujets consommant l'eau de puits étaient plus porteurs de parasites intestinaux avec une prévalence de 94,2%. Ceci est liée au fait essentiellement que l'eau de puits non traitée est impropre à la consommation.

La majorité des individus de notre population d'étude étaient parasités par plusieurs espèces. En effet, ils étaient 73,5% à porter au moins deux espèces parasitaires. Parmi eux, nous avons observé des sujets qui hébergeaient parfois jusqu'à cinq espèces parasitaires. De telles situations ont été observées sur le continent mais à des pourcentages moindres. C'est le cas de **SECK** [67] lors de son étude sur la prévalence des parasitoses dans la commune de Dalifort en 2012 qui avait noté un polyparasitisme à 12,33% de même que **NANFAH** [50] à Bamako qui était à 25,06%.

Les parasites isolés à travers cette étude étaient essentiellement dominés par les protozoaires intestinaux. En effet, les espèces les plus fréquemment isolées étaient *Blastocystis hominis* (58,1%), *Entamoeba coli* (54,7%), *Endolimax nana* (35,9%) et *Giardia intestinalis* (34,2%). Les helminthes n'étaient retrouvés qu'à des proportions très faibles à savoir 2,6% pour *Trichuris trichiura*, 1,7% *Ascaris lumbricoides* et 0,9% pour *Enterobius vermicularis* et *Hymenolepis nana*.

Comparées aux études réalisées antérieurement menées au Sénégal, nous avons noté une diminution considérable voire, une raréfaction des helminthes chez les enfants au profit des protozoaires intestinaux.

En 1999, **Dieng et al** [17] mettaient en évidence une prévalence globale des parasitoses intestinales au niveau des populations sénégalaises vivant en zone périurbaine de l'ordre de 42,3%, avec un spectre majoritairement dominé par

Ascaris lumbricoides (31,4%). Quelques années plus tard, **N'Dir et al** (2002) avaient objectivé une prévalence globale de 56,6% de parasitoses intestinales en banlieue dakaroise, avec une plus grande fréquence d'*Ascaris lumbricoides* (34,2%), *Trichuris trichiura* (22,1%) ; *Giardia lamblia* représentait 22,5% [54]. Dans une étude réalisée en 2004, **Faye et al** avait obtenu une prévalence globale de parasitose intestinale de 44,6% majoritairement dominée par *Schistosoma mansoni* (15,4%), *Ascaris lumbricoides* (12,1%) [25].

Dans cette étude, la rareté des helminthes contraste avec la grande fréquence des protozoaires intestinaux. L'administration régulière, deux fois par an (juin, décembre) de mébendazole aux enfants pourrait expliquer la rareté du portage d'helminthes au niveau de la population d'étude. Toutefois, tout en assurant une protection efficace contre les helminthes, le mébendazole reste inefficace sur les protozoaires ; par conséquent, les protozoaires intestinaux sont restés très prévalents au niveau de la zone d'étude. Il devient dès lors important de réorienter la stratégie de déparasitage de masse. En effet, le remplacement du mébendazole par l'albendazole, qui agirait à la fois contre les protozoaires et les helminthes, pourrait permettre de rendre la stratégie plus efficiente et plus opérante, en ciblant à la fois les deux classes de parasitoses. Par ailleurs, l'extension du déparasitage de masse aux enfants de plus de 5 ans, semble justifiée dans la mesure où cette catégorie est devenue la catégorie la plus touchée par les parasitoses intestinales.

Parmi les parasites isolés, *Giardia intestinalis* était le pathogène le plus fréquemment isolé. Les fréquences observées de *Giardia* sont similaires aux résultats décrits dans d'autres pays [3,70]

Les effets délétères de *Giardia intestinalis* sur la croissance et la santé des enfants ont été démontrés par plusieurs auteurs[38]. Ce parasite est connu pour sa capacité à induire des diarrhées, des syndromes de malabsorption pouvant conduire à une malnutrition protéino-énergique, une carence en vitamine A, en fer, acide folique et vitamine B12 [29, 63]

Du fait de sa capacité à induire des actions négatives sur la survie et la croissance de l'enfant, ce parasite mérite d'être ciblé par les actions de santé publique.

A côté de *Giardia*, les autres protozoaires pathogènes étaient représentés par *Entamoeba histolytica*/*E. dispar* et *Trichomonas intestinalis*. Cependant les proportions rapportées par les auteurs sur la prévalence de ces espèces diffèrent d'une étude à l'autre. Pour *Entamoeba histolytica*/*E. dispar*, les prévalences décrites tournaient autour de 11% dans la sous région (Cote d'Ivoire) [61] et de 12% [10, 42] sur le reste du continent. Alors que pour *Trichomonas intestinalis*, les pourcentages rapportés au Sénégal par d'autres auteurs faisaient état de taux de prévalence qui variaient de 1-2% [55, 67] à 7% [66].

Les autres protozoaires non pathogènes (amibes, flagellés et *Blastocystis*) ont été également isolés dans nos prélèvements.

Parmi eux, *Blastocystis hominis* occupait une place prépondérante dans la mesure où son taux de prévalence était de 58,1%. La pathogénicité de *B. hominis* reste actuellement très controversée. D'après certains auteurs [6, 11, 22], le parasite n'est pas la cause d'une maladie clinique mais plutôt un parasite commensal inoffensif chez des patients atteints de symptômes gastro-intestinaux, résultant d'autres causes, tandis que d'autres auteurs [46,48] le décrivent comme un pathogène gastro-intestinal. Ainsi, avant d'affirmer la responsabilité de *B. hominis* dans la survenue de troubles digestifs, il faut toujours rechercher une pathologie associée infectieuse, organique ou fonctionnelle. La difficulté d'exclure toutes les autres causes des symptômes signifie que le rôle de *B. hominis* en tant qu'agent causal de maladie chez l'homme demeure indéfini. Rappelons cependant que des protozoaires comme *Cryptosporidium sp.* et les microsporidies, qui étaient autrefois considérés comme non pathogènes ou faiblement pathogènes, sont maintenant reconnus comme des organismes capables de causer des maladies, en particulier chez les patients immunodéprimés.

Les autres amibes non pathogènes (*Entamoeba coli*, *Endolimax nana*, *Entamoeba hartmani*) de même que les flagellés non pathogènes (*Chilomastix mesnili*, *Enteromonas intestinalis*, *Dientamoeba fragilis*) étaient aussi isolés à des proportions variables. Comparés aux données de la littérature, les taux de prévalence observés variaient considérablement d'une étude à l'autre [4, 6, 15, 18, 41, 49, 68,].

Les helminthes étaient dominés par *Trichuris trichiura* comme l'ont décrits Seck M.C en 2012 (5,14%) et Sarr S.L.M (6,2%) [67, 66], dans des proportions légèrement supérieures aux nôtres. *Ascaris lumbricoides*, *Hymenolepis nana* et *Enterobius vermicularis* étaient isolés à des proportions très faibles.

3. Comparaison des kits Fumouze avec les techniques traditionnelles de diagnostic coprologique.

L'examen parasitologique des selles nécessite plusieurs étapes et techniques toutes manuelles, voire artisanales. L'examen est d'abord macroscopique pour décrire l'aspect de la selle et rechercher la présence d'éléments visibles à l'œil nu : sang, mucus, anneaux de *Tænia*, vers adultes d'oxyures, d'ascaris ... L'examen microscopique comprend un examen direct avec l'eau physiologique, avec le Lugol à 2%, un examen après différentes techniques de concentration. Ainsi, la réalisation dans de bonnes conditions techniques et par un personnel compétent, d'un examen parasitologique des selles exige plus de deux heures de travail. La mise au point d'un Kit permettant un gain de temps et une meilleure standardisation dans la réalisation d'un examen de selles serait donc un avantage considérable pour les laboratoires de biologie, pour les médecins cliniciens et surtout pour les patients. Les parasitoses seraient plus facilement diagnostiquées et plus facilement prises en charge.

L'examen macroscopique de nos prélèvements avait montré que les selles étaient moulées molles et pâteuses dans leur grande majorité. Les autres étaient

soit moulées dures, glaireuses ou liquidiennes. L'aspect macroscopique des selles revêt une importance capitale car permettant dans certaines situations d'orienter vers le type de parasite recherché. Ainsi, les selles moulées molles et les selles pâteuses traduisent un transit satisfaisant avec possibilité d'œufs d'helminthes et de kystes de protozoaires. Alors que les selles liquides orientent vers des formes végétatives de protozoaires de même que les selles glaireuses.

L'examen de la préparation après concentration avait objectivé que les kits Fumouze présentaient des culots de centrifugation plus épais comparés aux techniques traditionnelles. Une telle situation avait été prévue par le fabricant qui avait précisé que la solubilisation de certains débris fécaux serait plus difficile avec l'acétate d'éthyle qu'avec l'éther diéthylique. Ainsi, avec certaines selles traitées avec l'acétate d'éthyle, la couche interphase pourrait être plus épaisse et le culot, plus volumineux, pourrait présenter de nombreux éléments non parasitaires pouvant gêner l'observation microscopique. Par contre les débris de matière fécale étaient plus nombreux après concentration avec les techniques traditionnelles. Mais il faut préciser que la densité de ces débris nous gênait plus à la lecture lors de la technique de Ritchie et de la technique de MIF traditionnelle plutôt que de la technique de Bailenger traditionnel. Ce constat a déjà été relaté dans la littérature [14]

Une de nos observations majeures a été l'altération de la morphologie des parasites observés qui était plus fréquente avec les techniques du kit Fumouze. En effet, le Bailenger et le MIF Fumouze avaient plus tendance à altérer voire à décoller carrément la paroi des espèces observées. Une telle situation risque de poser problème dans certaines situations car le microscopiste peut facilement passer à côté du diagnostic. Néanmoins lorsque le parasite était intact, la très belle coloration offerte par les constituants du kit nous avait permis d'identifier le parasite avec facilité. Malheureusement, nous n'avons pas pu comparer nos

observations car très peu de données sont actuellement disponibles dans la littérature.

La charge parasitaire variait sensiblement d'une technique à l'autre. Mais il faut noter que les techniques traditionnelles mettaient en évidence des charges parasitaires plus élevées comparées au Kit Fumouze. Ceci pourrait éventuellement s'expliquer par le culot parfois abondant du kit Fumouze qui pourrait avoir tendance à diluer les selles. Une telle situation peut aboutir à des fausses négativités dans les cas de faibles densités. Un tel constat a été fait par **Becker et ses collaborateurs** dans une étude comparant deux techniques de détection des protozoaires intestinaux. Ils avaient conclu que la consistance des selles et la faible charge parasitaire obtenue par l'une des techniques avait tendance à fausser le diagnostic [69].

D'une manière générale, l'évaluation de la performance des différentes techniques utilisées pour détecter les parasites intestinaux a permis de mettre en avant les avantages et les inconvénients de chaque méthode dans l'identification des espèces.

A l'examen direct, l'état frais à l'eau physiologique avait montré d'excellentes sensibilités (100%) et de très bonnes spécificités dans l'identification des flagellés intestinaux, des amibes du genre *Endolimax* et des helminthes. Cependant, il était moins sensible dans la détection d'*Entamoeba histolytica* et de *Blastocystis hominis*.

Après coloration, nous avons trouvé que le Lugol était plus sensible dans l'identification des amibes, des flagellés intestinaux et de *Blastocystis hominis* comparé au KOP color. Ceci est probablement dû à l'altération de la paroi de certains kystes par un des constituants du KOP color qui gênait parfois l'identification. Le KOP-COLOR FUMOUE est un procédé de coloration différentielle des éléments parasitaires utilisant un mélange d'agents colorants

dont le Lugol. Son utilisation facilite la détection des éléments parasitaires qui apparaissent colorés en jaune, jaune-orange ou jaune-brun sur fond bleu plus ou moins foncé. Pour les helminthes, nous n'avons pas observé de différences dans la sensibilité des deux techniques de coloration. L'une des raisons pourrait être le nombre très faible de *Trichuris trichiura*, d'*Ascaris lumbricoides* et d'*Hymenolepis nana* identifiés dans les selles.

Il faut par ailleurs signaler que le KOP Color était d'un apport considérable dans le diagnostic des formes végétatives. Ces dernières étaient le plus souvent identifiées à l'état frais sur la base de leur déplacement. Malheureusement, la mort des parasites rendait leur identification parfois très difficile.

A l'examen après concentration, les techniques du kit Fumouze se sont révélées tout aussi efficaces que les méthodes traditionnelles dans la détection de protozoaires pathogènes comme *Giardia intestinalis* et *Entamoeba histolytica*, des parasites non pathogènes comme *Chilomastix mesnili* mais aussi des helminthes. Cependant, les techniques traditionnelles ont été légèrement plus sensibles avec des spécificités variables dans l'identification d'*Endolimax nana* et de *Blastocystis hominis*.

En comparant la technique de Ritchie modifiée qui est la technique de routine utilisée au sein de notre laboratoire, nous avons trouvé que cette méthode était très sensible et très spécifique dans l'identification d'*Entamoeba histolytica*, de *Blastocystis hominis*, de *Chilomastix mesnili* et des helminthes. Par contre sa sensibilité était légèrement basse comparée aux autres techniques notamment dans le diagnostic d'*Endolimax nana* et de *Giardia intestinalis*, néanmoins elle restait autour de 95%. Nous pouvons donc dire que malgré l'importance de la quantité des débris obtenus après concentration, la technique de Ritchie modifiée de par sa facilité d'utilisation demeure un bon outil de diagnostic des parasites intestinaux.

4. Points forts, limites et recommandations

Cette étude s'est faite dans le cadre d'une très belle collaboration entre le service de parasitologie-mycologie du CHU Avicenne de Bobigny à Paris et le service de parasitologie du CHNU de Fann/ Université Cheikh Anta Diop de Dakar. Elle a permis la formation des internes du service et le renforcement de capacité des techniciens qui ont su profiter de la présence de deux experts parasitologues français. De plus, le service a pu bénéficier de quelques matériels et de réactifs à travers ce partenariat.

Cependant, notre étude a connu certaines limites notamment l'absence d'une technique de référence standardisée pour faire les comparaisons. Ce qui nous a poussés à considérer comme référence le résultat obtenu après la combinaison de plusieurs techniques aussi bien à l'examen direct qu'à l'examen après concentration. L'autre difficulté a été l'absence de temps pour réaliser l'examen direct pour tous les prélèvements. C'est la raison pour laquelle certains échantillons avaient bénéficié d'un examen direct différé après conservation dans une solution de MIF coloration.

Nous tenons à formuler quelques recommandations au terme de cette étude :

A l'endroit du personnel du laboratoire :

- Associer l'utilisation du KOP Color à l'examen direct après coloration car il s'est révélé efficace dans l'identification des formes végétatives
- Continuer à utiliser la méthode de Ritchie modifiée qui garde toute son efficacité

A l'endroit des autorités sanitaires du pays :

- Privilégier les molécules antiparasitaires ciblant à la fois les helminthes et les protozoaires lors des campagnes de masse pour une meilleure efficacité.

CONCLUSION

Les parasitoses intestinales ont un impact considérable sur la santé des populations et constituent un frein pour le développement socio-économique de nos régions. L'organisation mondiale de la santé (OMS), estime à plus de 2 milliards le nombre de sujets exposés et à 300 millions le nombre de malades.

Au Sénégal, les parasitoses intestinales sont endémiques et demeurent un motif fréquent de consultation avec des prévalences autour de 44%. Ainsi un diagnostic précis est essentiel pour une gestion adéquate du patient.

Dans un souci de faciliter le diagnostic de ces parasitoses, nous avons réalisé cette étude afin de tester un nouvel outil de détection des parasites intestinaux.

Notre objectif principal était d'évaluer la performance du kit FUMOUE comparé aux méthodes microscopiques traditionnelles dans l'identification des parasites intestinaux. D'une manière spécifique, il s'agissait de décrire les caractères sociodémographiques et cliniques de la population d'étude, d'étudier la prévalence des parasitoses au niveau du site d'étude et de comparer les techniques de détection des parasites intestinaux.

Nous avons réalisé une étude prospective transversale du 24 au 30 Novembre 2012 au niveau d'une école coranique du village de Bentégné situé dans la communauté rurale de Diass, département de Mbour. Cette étude s'est faite en collaboration avec le service de parasitologie-mycologie du CHU Avicenne de Bobigny en France.

Les selles étaient recueillies dans des pots appropriés propres hermétiquement fermés et étiquetés. Après l'examen direct réalisé sur place, les échantillons étaient conservés à +4°C dans des glacières pour le transport au laboratoire de Parasitologie du CHNU de Fann. Un questionnaire élaboré nous avait permis de recueillir les informations pour chaque individu.

Tous les échantillons de selles reçus au laboratoire ont été examinés sur le plan macroscopique et microscopique. A l'examen direct, tous les échantillons ont

été colorés à la fois par le Lugol et le KOP-COLOR. Ensuite, ils étaient concentrés par les cinq techniques traditionnelles (MIF traditionnel, Bailenger traditionnel et Ritchie modifiée) et celles du kit qui comprenait un Bailenger Fumouze et un MIF Fumouze. Les données ont été saisies sur Excel TM et analysées avec le logiciel R

Au total, 117 prélèvements ont été recueillis et examinés au laboratoire. L'âge de notre population d'étude variait de 2 à 67 ans avec une moyenne d'âge de $11,49 \pm 10,9$ ans. Les enfants de 5 à 10ans étaient plus représentatifs (43,6%). Le sex-ratio était de 1,16 en faveur des individus de sexe masculin. La quasi-totalité des participants de cette série consommaient de l'eau de puits soit 92,3% de la population d'étude.

Sur le plan clinique, les symptômes les plus fréquemment notés étaient représentés par la diarrhée (34,2%) et les douleurs abdominales (26,5%).

Sur les 117 échantillons examinés, nous avons trouvé 102 cas positifs soit une prévalence globale de 87,1%. Parmi eux, 75 portaient au moins deux espèces de parasites soit un niveau de poly parasitisme à 73,5%.

Les enfants de 5-10 ans étaient les plus touchés avec une prévalence de 47%. Les garçons (55,8%) étaient plus parasités que les filles (44,2%). Les consommateurs d'eau de puits étaient plus porteurs de parasites (94,2%).

Les protozoaires étaient plus fréquemment isolés que les helminthes. En effet, *Blastocystis hominis* était l'espèce dominante (58,1%) suivie d'*Entamoeba coli* (54,7%), d'*Endolimax nana* (35,9%) et de *Giardia intestinalis* (34,2%).

Les autres protozoaires retrouvés étaient présents à des proportions relativement faibles. Les helminthes étaient par contre très faiblement rencontrés avec *Trichuris trichiura* qui était la plus isolée avec une prévalence de 2,6%. Ces données de la prévalence sont similaires à ceux décrits dans la littérature qui font état d'un net recul des helminthiases au profit des protozooses.

Les selles étaient moulées molles dans la grande majorité des cas (60,7%). Les techniques du kit Fumouze avaient présenté des culots plus épais comparés aux techniques traditionnelles sans différence significative ($p=0,19$). Cependant, les techniques traditionnelles particulièrement les techniques de Ritchie et MIF concentration présentaient beaucoup plus de débris de matières fécales ($p=0,60$).

Sur le plan de la morphologie, les parasites étaient plus altérés lors de la concentration avec le kit Fumouze. Comparé aux méthodes traditionnelles, les différences observées étaient significatives ($p=0,009$). Il faut toutefois noter que les formes végétatives étaient plus visibles avec le KOP Color qu'avec les autres colorants.

A l'examen direct après coloration, nous avons trouvé que le Lugol était plus sensible dans l'identification des amibes, des flagellés intestinaux et de *Blastocystis hominis* comparé au KOP color. Pour les helminthes, nous n'avons pas observé de différences dans la sensibilité des deux techniques de coloration.

A l'examen après concentration, les techniques du kit Fumouze se sont révélées tout aussi efficaces que les méthodes traditionnelles dans la détection de *Giardia intestinalis*, des protozoaires non pathogènes et des helminthes. Cependant, les techniques traditionnelles ont été légèrement plus sensibles avec des spécificités variables dans l'identification d'*Endolimax nana* et de *Blastocystis hominis*.

Nous pouvons retenir que malgré l'importance de la quantité des débris obtenus après concentration, la technique de Ritchie modifiée utilisée par notre laboratoire demeure un bon outil de diagnostic des parasites intestinaux. Cependant, il faut signaler que le colorant KOP Color est d'un apport considérable dans le diagnostic des formes végétatives

Notre étude a connu certaines limites notamment l'absence d'une technique de référence standardisée pour faire les comparaisons. Mais aussi l'absence de temps sur le terrain pour réaliser l'examen direct pour tous les prélèvements.

Nous tenons à formuler quelques recommandations au terme de cette étude :

A l'endroit du personnel du laboratoire :

- Associer l'utilisation du KOP Color à l'examen direct après coloration car il s'est révélé efficace dans l'identification des formes végétatives
- Continuer à utiliser la méthode de Ritchie modifiée qui garde toute son efficacité

A l'endroit des autorités sanitaires du pays :

- Privilégier les molécules antiparasitaires ciblant à la fois les helminthes et les protozoaires lors des campagnes de masse pour une meilleure efficacité

BIBLIOGRAPHIE

1. ALUM A., RUBINO J. R, IJAZ M. K

The global war against intestinal parasites-should we use a holistic approach
International Journal of Infectious Diseases 2010; 14:732–e738

**2. ASSOCIATION FRANCAISE DES ENSEIGNENTS DE
PARASITOLOGIE ET MYCOLOGIE**

Parasitologie Mycologie
Edition ANOFEL, 2002.

3. AZAZY A. A., AL-MAHBASHI T.Y., AL-MEKHLAFI H.M.

Prevalence of intestinal and blood parasites among school children in Sana'a
and Al-Mahweet provinces, Yemen. .
Yemen Med 2002 ; 4 :50-55.

4. BADJI K. D.

Évaluation de l'incidence du paludisme et des parasitoses intestinales au niveau
du centre de sante des parcelles assainies de Dakar.
Thèse pharmacie, Dakar, 2004 N°79

5. BEGUEP A.

Med pathologies infectieuses de l'enfant
MASSON Edition, paris, mars 1999.

6. BOREHAM P.F.L., STENZEL DJ.

Blastocystis hominis revisited.
Clin. Microbiol 1996 ; 9 : 563-584

7. BOURDERIOUX C.

Guide pratique du laboratoire de médecine tropicale
DOIN EDITEUR, Paris 1983.

8. BOUREE P.

Aide-mémoire de parasitologie pratique et de pathologie tropicale

FLAMMARION M/ ; 3ième édition ; Paris ; 2001.

9. BOUREE P.

Maladies tropicales.

MASSON Ed, Paris, 1983.

10. BUCHY P.

Les parasitoses digestives dans la région de Mahajanga, côte Ouest de Madagascar. *Bull Soc Pathol Exot* 2003; 96(1): 41-45

11. CHAN C., CHAN W., CHEN H., CHEN T., FUNG C., LIN C., LIU C.

Clinical characteristics and endoscopic findings associated with *Blastocystis hominis* in healthy adults. *Am. J. Trop. Med. Hyg* 2003 ; 69 : 213-216

12. CHEIKHROUHO F., TRABELSI H., SELLAMI H. MAKNI F.,

AYADI A. Parasitoses intestinales dans la région de Sfax (sud Tunisien) : étude rétrospective *Tun Infectiol* 2009 ; 3(2) : 14 - 18

13. CISSE M, COULIBALY S.O, GUIGUEMDE R.T

Aspects épidémiologiques des parasitoses intestinales rapportées au Burkina Faso de 1997 à 2007.

Med Trop 2011; 71: 257-260

14. DANCESCO P., ABEU J., AKAKPO C., IAMANDI I., KACOU E., QUENOU E., KEUSSE-ASSI J.

Les parasitoses intestinales dans un village de Côte d'Ivoire. I : essai de mise en place d'une stratégie de lutte et de prévention.

Cahiers d'études et de recherches francophones / sante 2005 ; 15(1) : 5-10

15. DENIAUD F., ROUESSE C., COLLIGNON A., DOMINGO A., RIGAL

L. Défaut de proposition de dépistages parasitologiques à des migrants en situation de précarité en France : facteurs épidémiologiques et conséquences
Cahiers d'étude et de recherche francophone « Cahiers Santé » 2010 ;
20(4) :201- 208.

16. DIALLO M.

Bilan des examens parasitologiques des selles effectuées au laboratoire de parasitologie/mycologie du centre hospitalier national de Fann de 2001 à 2005.
Thèse Pharmacie, Dakar, 2008, N°08.

17. DIENG Y, WANE A.T., GAYE O., DIOP E.S

Etude des parasitoses intestinales chez des sujets habitant dans une zone péri-urbaine à nappe phréatique polluée par les nitrates d'origine fécale, Yeumbeul, Sénégal.

Cahier de Sante 1999; 9(6):351-6

18. DIOP P.B

Contamination parasitaires des eaux utilisées dans les Niayes de Pikine

Thèse pharmacie ; Dakar ; 2007, N°110.

19. DIOUF A. F. X

Évaluation de l'incidence du paludisme et des parasitoses intestinales au centre de sante Nabil Choucaire étude prospective sur 3 mois (février-mars-avril 2005)

Thèse pharmacie, Dakar, 2005, N°52

20. DIOUF S.; DIALLO A.; CAMARA B. ; DIAGNE I

Parasitoses intestinales de l'enfant en zone rural sénégalaise (Khombol)

Médecine d'Afrique Noire 2000 ; 47 (5).

21. EL GUAMRI Y., BELGHYTI D., ACHICHA A., TIABI M., AUJJAR N., BARKIA A., EL KHARRIM K., BARKIA H., EL-FELLAHI E., MOUSAHEL R., BOUACHRA H., LAKHAL.A.

Enquête épidémiologique rétrospective sur les parasitoses intestinales au Centre hospitalier provincial El Idrissi (Kénitra, Maroc) : bilan de 10 ans (1996-2005)
Annales de Biologie Clinique 2009 ; 67(2) : 191-202

22. FAIRLEY C.K., HELLARD M.E., LEDER K., SINCLAIR M.I., WOLFE R. No correlation between clinical symptoms and *Blastocystis hominis* in immunocompetent individuals.

J. Gastroenterol. Hepatol 2005 ; 20 :1390-1394.

23. FALL D.

Prévalence du paludisme et des parasitoses intestinales au niveau du centre de santé Nabil Choucaire de la Patte d'oie Bulders.

Thèse pharmacie, Dakar, 2006, N°09.

24. FALL S. M.

Evaluation de la qualité des médicaments à base de Mébendazole et de Métronidazole utilisées au Sénégal.

Thèse pharmacie, Dakar, 2010, N°28.

25. Faye B, Ndiaye JL, Tine RC, Lo AC, Gaye O.

Interaction paludisme et helminthiases intestinales au Sénégal: influence du portage de parasites intestinaux sur l'intensité de l'infection plasmodiale.

Bull Soc Pathol Exot 2008; 101(5):391-4.

**26. FAYE O., N'DIR O., GAYE O., DIENG Y., DIENG T., BAH I. B.,
DIALLO S.**

Les parasitoses intestinales dans le bassin du fleuve Sénégal: Résultats
d'enquêtes effectuées en milieu rural.

Médecine d'Afrique Noire : 1998, 45 (8/9).

**27. FAYE O. ; NDIR O. ; GAYE O. ; FOFANA A. ; CORREA J. ; DIENG
T.; DIENG Y.; BAH I.B.; DIALLO S.**

Parasitoses intestinales chez les vendeurs et les consommateurs d'aliments de
rue. Etude menée dans l'agglomération dakaroise.

Bull. Soc. Path. Exot 1998 ; 91(2) :169-172.

28 GAYE O., DIALLO S., DIENG Y., NDIR O., NDIAYE AB.

Epidémiologie de la bilharziose urinaire dans une zone Sylvo-pastorale du
Sénégal.

Dakar-Médical 1995; 40: 51-55.

29. GENDREL D, TRELUYER JM, RICHARD-LENOBLE D.

Parasitic diarrhea in normal and malnourished children.

Fundamental & clinical pharmacology 2003;17(2):189-97.

30. GENTILINI M.; DANIS M.; BRUCKER G.; DUFLO B.; LENOBLE R.

Diagnostic en parasitologie

Masson Ed, Paris, 1983.

31. GEORGES P. ; DECAUDIN M-Th

Eléments de parasitologie pratique.

CDU SEDES ; Paris ; 1970

**32. GLINZ D., SILUE D., KNOPP S., LOHOURIGNON K , KOUASSI P. ,
STEINMANN P., GIUSEPPE CRINGOLI, ELIE' ZER K. N'GORAN**

Comparing Diagnostic Accuracy of Kato-Katz, Koga Agar Plate, Ether-Concentration, and FLOTAC for *Schistosoma mansoni* and Soil-Transmitted Helminths.

Plos Negl Trop Dis 2010; 4(7): e754

33. GOLVAN Y.J

Eléments de parasitologie médicale

FLAMMARION ; 4ième édition ; paris ; 1983.

34. GOLVAN Y.J; AMBROISE-THOMAS P.

Les Nouvelles techniques en parasitologie

FLAMMARION; Médecine/science, paris 1984.

35. GUEYE C.

Étude des parasitoses intestinales décelées à l'hôpital amadou sakhir Mbaye de Louga durant la période 2004-2005

Thèse pharmacie, Dakar, 2006, N°47

36. HAMIT M.A, TIDJANI M T., BILONG C.F.

Recent data on the prevalence of intestinal in N'Djamena, Chad Republic.

African Journal of Environmental Science and Technology 2008 ; 2(12) :407-411

37. HAMZE M, NAJA M, MALLAT H.

Analyses biologiques réalisées chez des travailleurs dans le secteur alimentaire au nord du Liban.

Eastern Mediterranean Health Journal 2008; 14: 6

38. HESHAM M.S. AL-MEKHLAFIA MA, U. NOR AINI B, A. SHAIKC, A. SA'IAHD, M.S. FATMAHA, M.G. ISMAILA, M.S. AHMAD FIRDAUSA, M.Y. AISAHA, A.R. ROZLIDAA, M. Norhayati Giardiasis as a predictor of children malnutrition in Orang Asli children in Malaysia
Transactions of the Royal Society of Tropical Medicine and Hygiene 2005; 99: 686-691

39. <http://www.bioforma.net>.

Cahier de formation biologie médicale. Amibes et Flagellés intestinaux n°11.
Paris : *Bioforma* 1998

40. JACQUEMIN P.; JACQUEMIN J.L

Parasitologie clinique.
MASSON ; 3ième édition ; Paris; 1974, 1986

41. JULVEZ J., BADE M.A, LAMOTTE M, CAMPAGNE G, GARBA A, GRAGNIC G, BUI A, KEHREN S, CLUZEL F, CHIPPAUX J.-P.

Les parasitoses intestinales dans l'environnement urbain au Sahel. Etude dans un quartier de Niamey, Niger.
Journée en hommage au Professeur A. Dodin, 1998, Manuscrit n° PF09.

42.- KANE A.

Contribution à l'étude des parasitoses intestinales en milieu scolaire
Etude menée dans la région de Dakar
Thèse de Pharmacie, Dakar, 1993, N°67

43. KINTEGA C. W.

Etude de la prévalence des parasitoses intestinales chez les patients vivant avec le VIH au Sénégal : étude menée au centre hospitalier national de Fann
Thèse pharmacie, Dakar, 2006, N°71

44. LARIVIERE M

Parasitologie tropicale : les grandes endémies

Epidémiologie-prophylaxie

Les éditions FOUCHERS, Paris, 1978

45. LEGER N.; NOTTEGHEM M.J; PESSON B.

Guide de parasitologie pratique

SEDES; édition n°730; Paris; 1977.

46. LU J., PUTHIA M., TAN K., VAITHILINGAM A.

Degradation of human secretory immunoglobulin A by *Blastocystis*.

Parasitol. Res 2005 ; 97 : 386-389.

47. MAISSIAT J. ; BAHER J-C ; PICAUD J.L

Biologie animale (Invertébrés)

DUNOD ; 2ième édition ; 1998.

48. MOLBAK K., NIELSEN H., SMITH H., STENSVOLD C.

Pursuing the clinical significance of *Blastocystis* – diagnostic limitations.

Trends Parasitol 2009; 25: 23-29.

**49. MOSTAFI J., BELGHYTI D., EL KOSTALI M. FATIMI N.,
OULKHEIR S., TABOZ Y., AROUYA1 K**

Prévalence des parasitoses intestinales chez les enfants adressés pour coprologie parasitaire à l'hôpital Moulay Abdellah de Salé (Maroc).

World Journal of Biological Research 2011; 4(1): 1

50. NANFAH W. M. P.

Étude du poly parasitisme intestinal à l'INRSP dans le district de Bamako – mali.

Thèse pharmacie ; Bamako ; 2008

51. NDIAYE A.

Bilan des examens parasitologiques des selles effectués au laboratoire d'analyse médicale du Centre Hospitalier Abass NDAO de 2008 à 2009.

Mémoire parasitologie; Dakar, 2010, N°32.

52. NDIAYE A.

Contribution à l'étude des parasitoses intestinales à l'institut de pédiatrique sociale de Pikine-Guédiawaye

Thèse pharmacie, Dakar, 2006, N°03.

53. NDIAYE M.L

Morbidité et létalité dues aux endémies parasitaires (paludisme et parasitoses intestinales) à l'hôpital d'enfants Albert Royer de Dakar de janvier 1998 à décembre 2002.

Thèse Médecine; Dakar; 2005, N°75

54. NDIR O GA, SY M, GAYE O.

Prévalence des parasitoses intestinales au centre de santé de Roi baudouin de guédiawaye (Sénégal). .

Dakar Médical 2002 ; 47(2) : 172-175

55. NIANE A. K.

Bilan des examens parasitologiques des selles, effectués au laboratoire de parasitologie/mycologie du centre hospitalier national de Fann de 2006 à 2010.

Thèse pharmacie, Dakar, 2012, N°144

56. NOZAIS J. P.

Tænia saginata : épidémiologie, diagnostic et traitement.

Rev Prat 1990 ; 40 :691-692.

57. NOZAIS J.P ; DANIS M.; GENTILINI M.

Maladies parasitaires

ESTEM Ed, Paris 1996

58. ORGANISATION MONDIALE DE LA SANTE

Lutte contre les helminthiases chez les enfants d'âge scolaire. Guide à l'intention des responsables des programmes de lutte

OMS Genève 2004

59. OMS Ed Genève 1993 Parasitologie Médicale :

Techniques de base pour le laboratoire.

60. ORGANISATION MONDIALE DE LA SANTE

Lutte contre les helminthiases chez les enfants d'âge scolaire: Guide à l'intention des responsables des programmes de lutte

Deuxième édition 2011.

**61. OUATTARA M., SILUE K. D., N'GUE'SSAN A. N., YAPI A.,
BARBARA M., RASO G., UTZINGER J.**

Prévalence et poly parasitisme des protozoaires intestinaux et répartition spatiale d'*Entamoeba histolytica* / *Entamoeba dispar* et *Giardia intestinalis* chez des élèves en zone rurale de la région de man en côte d'ivoire.

Cahiers Santé 2008 ; 18: 4

**62. PINEL C., RÉJASSE C., PICOT S., BRENIER-PINCHART M.P.,
GRILLOT R., AMBROISE-THOMAS P.**

Blastocystis hominis : réflexions épidémiologiques et cliniques à propos de plus de 3 500 examens coprologiques.

Annales de Biologie Clinique 1999 ; 57(5) : 601-4

63. Polis M. A., Tuazon CU, Alling DW, Talmanis E.

Transmission of *Giardia lamblia* from a day care center to the community.

American journal of public health 1986; 76(9):1142-4.

64. SAID EL KETTANI, EL MOSTAFA AZZOUZI

Prévalence des helminthes au sein d'une population rurale utilisant les eaux usées à des fins agricoles à Settat (Maroc).

Cahiers d'études et de recherches francophones / Santé 2006 ; 16(4) : 245-51

65. SAMB Z.C

Bilan des examens parasitologiques des selles effectués au laboratoire de l'hôpital Mohamed V de Safi (Maroc) de 1998 à 1999.

Thèse pharmacie, Dakar, 2001, N°93.

66. SARR S. M. L

Bilan des examens parasitologiques des selles au laboratoire de parasitologie et mycologie de l'hôpital Aristide le Dantec de Dakar de juin 2010 à juin 2012.

Mémoire parasitologie; Dakar, 2012, N°122.

67. SECK M. C.

Étude de la prévalence des parasitoses intestinales dans la commune de Dalifort. (Département de Dakar, Sénégal).

Thèse pharmacie, Dakar, 2012 N°93.

68. SODAM M.

Les parasitoses intestinales chez l'adulte dans le département de dissan (Burkina Fasso)

Thèse médecine, Ouagadougou, 1999.

69. SOREN L. BECKER, LAURENT K. LOHOURIGNON, BENJAMIN SPEICH, LAURA RINALDI, STEFANIE KNOPP, ELIÉZER K. N'GORAN, GIUSEPPE CRINGOLI, JURG UTZINGER¹,

Comparison of the Flotac-400 Dual Technique and the Formalin-Ether Concentration Technique for Diagnosis of Human Intestinal Protozoon Infection
Journal of clinical microbiology 2011; 49 (6): 2183–2190

70. TELLEZ A, MORALES W, RIVERA T, MEYER E, LEIVA B, LINDER E.

Prevalence of intestinal parasites in the human population of Leon, Nicaragua.
Acta tropica 1997; 66(3):119-25

71. TRABELSI S., BEN HAJ ALI I., KHALED S.

Caractéristiques épidémiologique et cliniques de *Blastocystis hominis*.
La Tunisie Médicale 2010 ; 88 (03) : 190 – 192

72. VERON G.

Organisation et classification du règne animal.
DUNOD ; 2ième édition ; paris ; 2000.