

الجمهورية الجزائرية الديمقراطية الشعبية
REPUBLIQUE ALGERIENNE DEMOCRATIQUE ET POPULAIRE

Ministère de l'Enseignement Supérieur
et de la Recherche Scientifique

وزارة التعليم العالي و البحث العلمي

Université Mouloud Mammeri
FACULTE DE MEDECINE
TIZI OUZOU



جامعة مولود معمري
كلية الطب
تيزي وزو

ⵜⴰⴳⴷⴰⵢⵜ ⵏ ⵜⴰⵎⴻⵔⴰⵏⵜ ⵏ ⵜⴰⵖⴻⵔⴰⵏⵜ ⵏ ⵜⴰⵎⴻⵔⴰⵏⵜ ⵏ ⵜⴰⵖⴻⵔⴰⵏⵜ ⵏ ⵜⴰⵎⴻⵔⴰⵏⵜ

Département de pharmacie

PROJET DE FIN D'ETUDES/THESE D'EXERCICE

N° D'ORDRE :

Présenté (e) et soutenu (e) publiquement

Le : 13 Juillet 2020

En vue de l'obtention du diplôme de Docteur en Pharmacie

Thème

**LES PARASIToses INTESTINALES DIAGNOSTIQUES
AU
CHU NEDIR MOHAMED DE TIZI-OUZOU**

Réalisé (e) par :

KACI RYM

KHELOUAT THINHINANE

KANA NAWEL

Encadrées par :

Dr S.CHAYEB assistant en Parasitologie au CHU de Tizi-
Ouzou

SEKLAOUI NACERA
PRESIDENTE DE JURY

MAHU

Faculté de médecine UMMTO

ABDERRAHIM WISSEM MAHU
Examinatrice

Faculté de médecine UMMTO

بِسْمِ اللَّهِ الرَّحْمَنِ الرَّحِيمِ

Dédicaces

J'ai l'immense plaisir de dédier ce travail :



*A l'homme de ma vie, mon exemple éternel, mon soutien moral et source de joie et de bonheur, celui qui s'est toujours sacrifié pour me voir réussir, à toi mon **Papa**.*



*A la lumière de mes jours, la source de mes efforts, la flamme de mon cœur, ma vie et mon bonheur, **Maman** que j'adore.*



*A mes frères **Aghiles et Yacine** et ma belle-sœur **Tinhinane**, qui ont toujours été présents à mes côtés pour les bons conseils, votre soutien m'a été un grand secours, veuillez trouver dans ce modeste travail ma reconnaissance pour tous vos efforts.*



*A mon neveu **Aksel** qui a débarqué et a doublé nos joies, illuminé nos journées et a embelli nos vies. Je t'aime très fort.*



*A mes deux meilleures amies **Nawel et Rymou**, merci d'être toujours à mes côtés.*

A tous ceux qui me sont chers et que j'ai omis de citer.

Khelouat thinhinane

Dédicaces

Du profond de mon cœur je dédie ce travail à tous ceux qui me sont chers,

À mes chers parents :



Aucune dédicace ne saurait exprimer mon respect, mon amour éternel et ma considération pour les sacrifices que vous avez consenti pour mon instruction et mon bien être.



Que ce modeste travail soit l'exaucement de vos vœux tant formulés, le fruit de vos innombrables sacrifices, bien que je ne vous en acquitterai jamais assez. Puisse Dieu, le Très Haut, vous accorder santé, bonheur et longue vie



À mon frère Mehdi et mes sœurs Wissam, Kahina et Maissa qui ont toujours été à mes côtés pour me soutenir et m'encourager.



*A mes chères amies Tina, Rymou, Au souvenir des moments qu'on a passé ensemble, vous m'avez offert ce qu'il y a de plus cher : « **L'amitié** ».*

*Je vous souhaite beaucoup de succès, de réussite et de bonheur.
A tous ceux qui me sont chers et que j'ai omis de citer.*

Kana Nawel

Je dédie ce mémoire à :

Mes chères tantes,



Ourida ma deuxième maman, c'est grâce toi que j'ai connu le courage et le savoir-faire. Tu étais cette lumière qui m'a guidé quand je tâtonnais cherchant mon chemin. Tu es l'exemple d'une brave femme qui m'a appris à faire face aux obstacles tout en gardant mon sourire. Je te souhaite une longue vie. Merci d'avoir fait de moi ce que je suis aujourd'hui.



Farisa ma première maitresse, avec toi j'ai appris mes premières notions, les bases des constructions qui ont duré vingt ans. Nous voilà à la fin, nous avons réussi !



Zahia et Fatiha, je ne manquais de rien près de vous. Cette chaleur dans vos yeux m'a toujours boosté vers l'avant. Cette énergie morale m'a permis de voir au-delà de mes modestes perceptions.



Malika, repose en paix. Tu ne nous as pas quitté car tu vis toujours dans nos cœurs et nos pensées.

« Que dieu t'accueille dans son vaste paradis. »



Mes chers parents :

Les mots ne pèseront jamais assez pour exprimer ma profonde reconnaissance. Le chevauchement des feuilles ne pourra jamais suffire pour décrire ma fierté étant votre fille. Une centaine de phrases pour un seul message : ***« je vous aime. »***

Mon père mon encyclopédie ; ma mère ma conseillère ; Que ce travail soit à la hauteur de ce que vous méritez.



Ma sœur Chanez et mon frère Moumouh, chacun de vous m'a aidé à sa façon.

« Merci beaucoup ! »



Ma sœur Hind tu m'as assisté pendant mes préparations d'examens. J'en suis reconnaissante !



Mes oncles, mon soutien moral. Merci !



Mes cousines, merci d'avoir été là pour moi.



Mes meilleures amies Tina et Nawel

Qui dit fous rires dit bonheur et qui dit bonheur dit amitié, un don de dieu que vous avez rendu meilleur avec votre bonne humeur et spontanéité. Avec vous j'ai pu me libérer de toute pression que vous avez transformée en moments de folie.



Mon ami yousri, merci pour ton aide.

Kaci Rym

REMERCIEMENTS

Nous tenons tout d'abord à remercier Dieu le tout puissant de nous avoir donné volonté, courage et patience, pour mener à terme notre travail. C'est à lui que nous adressons toute notre gratitude en premier lieu.

En second lieu, nous tenons à exprimer notre profonde reconnaissance à notre promoteur, Docteur CHAYEB Saïd pour ses conseils, son aide et sa pleine disponibilité durant toute la période de travail. Nous espérons avoir mérité votre confiance.

Nos remerciements s'adressent également aux membres du jury qui ont accepté d'évaluer notre travail :

Docteur N.SEKLAOUI, maitre assistante en parasitologie-mycologie médicales au CHU de TIZI OUZOU, pour l'honneur qu'elle nous a fait en acceptant de présider le jury.

Docteur W.ABDERRAHIM, maitre assistante en parasitologie mycologie au CHU de TIZI OUZOU, d'avoir accepté d'examiner ce travail.

Nos remerciements s'étendent également à tous nos enseignants durant les années de cursus passées à la faculté de médecine de Tizi-Ouzou.

Enfin, nous tenons à remercier tous ceux qui, de près ou de loin, ont contribué à la réalisation de ce travail.

TABLE DES MATIÈRES

TABLE DES MATIÈRES

Table des matières	i
Liste des abréviations	iv
Liste des tableaux	vi
Liste des figures	vii
Introduction	1
Chapitre I : Généralités sur les parasites intestinaux	
1. définitions.....	3
2. classification des parasites intestinaux.....	4
3. Les protozoaires intestinaux.....	5
3.1. Les amibes intestinales.....	6
3.2. Les flagellés intestinaux.....	9
3.3. Les ciliés.....	11
3.4. <i>Blastocystis hominis</i>	13
3.5. Les coccidies	14
4. Les métazoaires intestinaux	21
4.1. Les plathelminthes.....	23
4.2. Les némathelminthes.....	29
5. Epidémiologie et mode de contamination des parasitoses intestinales.....	34
Chapitre II : Diagnostic des parasitoses intestinales	
1. Diagnostic.....	36
1.1. Définition de la coprologie parasitaire (Examen Parasitologique des Selles	36
1.2. Indications et limites de l'examen parasitologique des selles (EPS)	36
1.3. Préparation du malade	37

TABLE DES MATIÈRES

1.4. Fiche de renseignements (interrogatoire du patient).....	37
1.5. Prélèvement des selles.....	38
1.6. Examen parasitologique des selles (EPS).....	38
1.6.1 Examen macroscopique.....	38
1.6.2. Examen microscopique	38
1.6.2.1. Examen direct à l'état frais	38
1.6.2.2. Examen après coloration	39
1.6.2.2.1. Colorations immédiates.....	39
1.6.2.2.2. Colorations permanentes	40
1.6.2.3. Examen après concentration.....	40
1.6.2.3.1. Techniques physiques	41
1.6.2.3.2. Techniques physicochimiques.....	43
1.6.2.3.3. Méthodes spécifiques	43
1.7. Coproculture.....	44

Chapitre III : Traitement et prophylaxie des parasitoses intestinales

1. Traitement	45
1.1. Traitement médicamenteux	45
1.2. Traitement chirurgical	46
2. Prophylaxie.....	46
2.1. Prophylaxie individuelle	47
2.2. Prophylaxie collective	47
Partie pratique.....	49
Matériel et méthode.....	49
1. Rappel des objectifs.....	49
2. Matériels et méthodes	49

TABLE DES MATIÈRES

2.1. Matériels et réactifs	49
2.2. Méthodes	51
Résultats et interprétations	70
Discussion	96
Conclusion.....	101
Bibliographie	
Annexe	

LISTE DES ABREVIATIONS

Liste des abréviations

<i>A. duodénale</i> :	<i>Ancylostoma duodenale</i>
<i>B. hominis</i> :	<i>Blastocystis hominis</i>
C° :	Degré Celsius
CHU :	Centre Hospitalo-Universitaire.
Cm :	Centimètre
<i>C.muris</i> :	<i>Cryptospridium muris</i>
DCI :	Dénomination commune internationale
<i>D fragilis</i> :	<i>Dientamoeba fragilis</i>
<i>E coli</i> :	<i>Entamoeba coli</i>
<i>E dispar</i> :	<i>Entamoeba dispar</i>
<i>E hartmanni</i> :	<i>Endameba hartmanni</i>
<i>E histolytica</i> :	<i>Entamoeba histolytica</i>
<i>E.h minuta</i> :	<i>Entamoeba histolytica minuta</i>
<i>E nanus</i> :	<i>Endolimax nanus</i>
EPS :	Examen Parasitologique des Selles.
F :	Femme
G :	Gramme
<i>G intestinalis</i> :	<i>Giardia intestinalis</i>
H :	Homme
Htp :	Hypertension portale
J :	Jour
Kg :	Kilogramme
L/jour :	Litre par jour
M :	mètre
Mg :	Milligramme
MIF :	Merthiolate-iode-formol
Min :	Minute
ml :	Millilitre
Mm :	Millimètre
<i>P butschlii</i> :	<i>Pseudolimax butschlii</i>

LISTE DES ABREVIATIONS

Ph :	Potentiel hydrogène
Pka :	Constante d'acidité
Qsp :	Quantité suffisante pour
<i>S.bovihominis</i> :	<i>Sarcocystis bovihominis</i>
SIDA :	Syndrome d'immunodéficience acquise
<i>S.intercalatum</i> :	<i>Schistosoma intercalatum.</i>
<i>S.japonicum</i> :	<i>Schistosoma japonicum</i>
<i>S. mansoni</i> :	<i>Schistosoma mansoni</i>
<i>S.mekongi</i> :	<i>Schistosoma mekongi</i>
Sp :	Species = espèces
Tr :	Tour
<i>T.saginata</i> :	<i>Tænia saginata</i>
<i>T.solium</i> :	<i>Taenia solium</i>
µm :	Micromètre
VIH :	Virus de l'immunodéficience humaine

LISTE DES TABLEAUX

Liste des tableaux

- Tableau I** : Classification des parasites et parasitoses intestinales : protozoaires et protozoose.
- Tableau II** : Description des formes végétatives et kystiques des différentes amibes intestinales.
- Tableau III** : Description des formes végétatives et kystiques des différents flagellés intestinaux.
- Tableau IV** : Description de la forme végétative et kystique de *Balantidium coli*.
- Tableau V** : Description des différentes formes de *Blastocystis hominis*.
- Tableau VI** : Les principaux caractères de *Cryptosporidium spp.*
- Tableau VII** : Les principaux caractères d'*Isospora belli*.
- Tableau VIII** : Les principaux caractères de *Cyclospora caetanensis*.
- Tableau IX** : Les principaux caractères de sarcocystis.
- Tableau X** : Classification des parasites et parasitoses intestinales : Helminthes (métazoaires) et helminthiases.
- Tableau XI** : comparaison entre *T.saginata* et *T.solium*.
- Tableau XII** : comparaison entre *Hymenolepis nana* et *Diphyllobothrium latum*.
- Tableau XIII** : Manifestations cliniques des cestodoses.
- Tableau XIV** : Principaux caractères distinctif des schistosomes humains.
- Tableau XV** : Manifestations cliniques des bilharzioses.
- Tableau XVI** : Description morphologique des nématodes intestinaux.
- Tableau XVII** : colorations immédiates.
- Tableau XVIII** : colorations permanentes.
- Tableau XIX** : techniques de sédimentation.
- Tableau XX** : techniques de flottation.
- Tableau XXI** : techniques biphasiques.
- Tableau XXII** : méthodes spécifiques.
- Tableau XXIII** : Principaux antiparasitaires utilisés dans le traitement des parasitoses.
- Tableau XXIV** : Formes végétatives et kystiques des agents pathogènes des protozoaires.
- Tableau XXV** : formes végétatives et kystiques des agents non pathogènes des protozoaires.
- Tableau XXVI** : formes adultes et œufs d'helminthes
- Tableau XXVII** : Composition des réactifs.
- Tableau XXVIII** : Composition des milieux de culture.

LISTE DES FIGURES

Liste des figures

- Figure 01** : Classification zoologique des parasites intestinaux.
- Figure 02** : Cycle de vie de *Cryptosporidium* spp.
- Figure 03** : Cycles monoxène d'*Isospora belli*, la maturation de l'oocyste s'achève en dehors de l'hôte.
- Figure 04** : Cycles monoxène de *Cyclospora cayetanensis*,
- Figure 05** : Cycle dixène de *sarcocystis* spp.
- Figure 06** : Cycle évolutif de *T.saginata* et *T.solium*.
- Figure 07** : Cycle évolutif d'*Hymenolepis nana*.
- Figure 08** : Cycle évolutif de *Diphyllobothrium latum*.
- Figure 09** : Cycle évolutif des schistosomes.
- Figure 10** : Cycle évolutif d'*Ascaris lumbricoïdes*.
- Figure 11** : Cycle évolutif d'*Enterobius vermicularis*.
- Figure 12** : Cycle évolutif de *Trichuris trichiura*.
- Figure 13** : Cycle évolutif d'*Ancylostoma duodenale* et *Necator americanus*.
- Figure 14** : Cycle évolutif de *Strongyloides stercoralis*.
- Figure 15** : Matériel de laboratoire utilisé pour le diagnostic des parasitoses intestinales
- Figure 16** : Appareils utilisés pour le diagnostic des parasitoses intestinales.
- Figure 17** : Réactifs utilisés pour le diagnostic des parasitoses intestinales.
- Figure 18** : Récipient pour le recueil des selles
- Figure 19** : Scotch test anal
- Figure 20** : protocole opératoire de la préparation de la solution du formol 10%.
- Figure 21** : étapes de préparation du tampon acétoacetate.
- Figure 22** : anneau de tænia observé à l'examen macroscopique.
- Figure 23** : Les étapes de l'examen direct à l'état frais.
- Figure 24** : kyste d'*Entamoeba coli* Examen direct à l'état frais Objectif × 40.
- Figure 25** : Examen après coloration au Lugol
- Figure 26** : Forme kystique de *Blastocystis hominis* après coloration au Lugol Objectif x 40
- Figure 27** : Forme kystique d'*Entamoeba histolytica* après coloration au Lugol Objectif x40
- Figure 28** : Forme kystique d'*Entamoeba coli* après coloration au Lugol Objectif x 40
- Figure 29** : Forme kystique d'*Endolimax nanus* après coloration au Lugol Objectif x 40

LISTE DES FIGURES

- Figure 30** : Forme kystique de *Giardia intestinalis* après coloration au Lugol objectif x 40
- Figure 31** : Examen direct après coloration Bailenger
- Figure 32** : Forme kystique de *Giardia intestinalis* après coloration Bailenger.
- Figure 33** : Forme kystique de *Entamoeba histolytica* après coloration Bailenger.
- Figure 34** : Forme kystique de *Pseudolimax butschlii* après coloration Bailenger.
- Figure 35** : Les étapes de l'examen après concentration par la technique de Ritchie.
- Figure 36** : Les étapes de l'examen après concentration par la technique de Bailenger.
- Figure 37** : Les étapes de l'examen après concentration par la technique de Willis.
- Figure 38** : Les étapes de l'examen par coloration de Ziehl neelsen.
- Figure 39** : Œuf d'*Enterobius vermicularis* au scotch test objectif × 40.
- Figure 40** : Répartition de la population étudiée selon l'âge.
- Figure 41** : Répartition de la population étudiée selon le sexe
- Figure 42** : Répartition de la population étudiée selon le statut immunitaire
- Figure 43** : Répartition de la population étudiée selon le motif de consultation.
- Figure 44** : Répartition de la population étudiée selon la symptomatologie clinique.
- Figure 45** : Répartition de la population étudiée selon la présence ou l'absence de maladies associées.
- Figure 46** Répartition de la population étudiée selon la fréquence des parasitoses intestinales
- Figure 47** : Répartition des patients selon le statut hospitalier.
- Figure 48** : Répartition de la population étudiée selon le type de l'examen demandé.
- Figure 49** : Répartition des cas positifs selon l'âge.
- Figure 50** Répartition des cas positifs selon le sexe.
- Figure 51** Répartition des cas positifs selon le motif de consultation
- Figure 52** Répartition des cas positifs selon le statut immunitaire.
- Figure 53** : Répartition de la population infestée selon la présence ou l'absence de maladies sous-jacentes.
- Figure 54** : Répartition selon la symptomatologie clinique
- Figure 55** : Fréquence des cas positifs selon le statut hospitalier.
- Figure 56** : Fréquence des Protozoaires et Helminthes.
- Figure 57** : Fréquence des espèces de Protozoaires et d'Helminthes
- Figure 58** : Répartition des cas positifs selon les modalités du parasitisme.

LISTE DES FIGURES

- Figure 59** Répartition des parasites isolés selon la pathogénie.
- Figure 60** : Répartition des cas étudié selon les résultats de l'examen direct
- Figure 61** : Répartition des cas étudiés selon les résultats de la technique de Ritchie
- Figure 62** : résultats de la technique de willis.
- Figure 63** : Répartition des cas étudiés selon les résultats de la technique de Bailenger.
- Figure 64** : Comparaison des résultats obtenus selon l'examen direct et les techniques (Ritchie et Bailenger.)
- Figure 65** : Comparaison des résultats obtenus selon les techniques (Ritchie et Bailenger)
- Figure 66** : Forme végétative d'*Entamoeba histolytica*
- Figure 67** : Kyste d'*Entamoeba histolytica*.
- Figure 68** : Forme végétative de *Giardia intestinalis*.
- Figure 69** : Kyste de *Giardia Intestinalis*.
- Figure 70** : Forme végétative de *Balantidium coli*.
- Figure 71** : Kyste de *Balantidium coli*.
- Figure 72** : Oocyste de *Cryptosporidium parvum*.
- Figure 73** : Oocyste d'*Isospora belli*
- Figure 74** : Oocyste de *cyclospora cayetanensis*.
- Figure 75** : Forme végétative d'*Entamoeba coli*.
- Figure 76** : kyste d'*Entamoeba dispar*.
- Figure 77** : Forme végétative de *Pseudolimax butschlii*.
- Figure 78** : Kyste de *Pseudolimax butschlii*
- Figure 79** : Forme végétative d'*Entamoeba hartmanni*.
- Figure 80** : Kyste d'*Entamoeba hartmanni*
- Figure 81** : Forme végétative d'*Endolimax nanus*
- Figure 82** : Kyste d'*Endolimax nanus*.
- Figure 83** : Forme végétative d'*Entamoeba dispar*.
- Figure 84** : kyste d'*Entamoeba dispar*.
- Figure 85** : Forme végétative d'*Entamoeba polecki*.
- Figure 86** : Forme kystique d'*Entamoeba polecki*.
- Figure 87** : Forme végétative de *Chilomastix mesnili*
- Figure 88** : forme kystique de *Chilomastix mesnili*

LISTE DES FIGURES

- Figure 89** : Forme végétative d'*Enteromonas hominis*
- Figure 90** : Forme kystique d'*Enteromonas hominis*.
- Figure 91** : Forme végétative de *Trichomonas intestinalis*.
- Figure 92** : Forme végétative de *Dientamoeba fragilis*.
- Figure 93** : Forme végétative d'*Enbadomonas intestinalis*.
- Figure 94** : kyste d'*Embdomonas intestinalis*.
- Figure 95** : Forme vacuolaire de *blastocystis hominis*.
- Figure 96** : Forme kystique de *Blastocystis hominis*
- Figure 97** : adultes d'*Ascaris lumbricoïdes*
- Figure 98** : Œuf mamelonné fécondé d'*Ascaris lumbricoïdes*
- Figure 99** : Adultes d'*Enterobius vermicularis*
- Figure 100** : Œuf d'*Enterobius vermicularis*
- Figure 101** : Adulte de *Trichuris trichiura*
- Figure 102** : Œuf de *trichuris trichiura*.
- Figure 103** : Adultes de *Strongyloides stercoralis*
- Figure 104** : Œuf de *Strongyloides stercoralis*.
- Figure 105** : Adultes de *Necator americanus*
- Figure 106**: Œuf de *Necator americanus*.
- Figure 107** : Adultes d'*Ancylostoma duodenale*
- Figure 108** : Œuf d'*Ancylostoma duodenale*.
- Figure 109** : Adultes de *Tænia saginata et Tænia solium*.
- Figure 110** : Œuf de *Tænia saginata et Tænia solium*.
- Figure 111** : Adulte de *Diphyllobothrium latum*.
- Figure 112** : Œuf de *Diphyllobothrium latum*.
- Figure 113** : Adulte d'*Hymenolepis nana*.
- Figure 114** : Œuf d'*Hymenolepis nana*
- Figure 115** : Adulte de *S.mansoni*
- Figure 116** : Œuf de *S.mansoni*.
- Figure 117** : Adulte de *S.japonicum*
- Figure 118** : Œuf de *S.japonicum*.
- Figure 119** : Adultes de *S.intercalatum*.

LISTE DES FIGURES

Figure 120 : Œuf de *S.intercalatum*.

Figure 121 : Adulte de *Fasciolopsis buski*.

Figure 122 : Œuf de *Fasciolopsis buski*.

Figure 123 : Adulte d'*Heterophyes heterophyes*.

Figure 124 : Œuf d'*Heterophyes heterophyes*

PARTIE THÉORIQUE

INTRODUCTION

INTRODUCTION

Les parasites sont des microorganismes dont la survie et le développement dépendent de l'hôte qui les héberge. Ils s'y abritent pour se nourrir et se reproduire. (1) Le tube digestif de l'être humain peut être colonisé par diverses espèces parasitaires. (2) On distingue deux grands embranchements des parasites ; les Protozoaires d'une part et les Métazoaires d'autre part. (1)

Les maladies parasitaires intestinales font partie des infections les plus courantes dans le monde et plus fréquentes chez les communautés les plus pauvres du monde en développement.

(3) Les infections parasitaires par des protozoaires et des helminthes sont responsables d'une morbidité et d'une mortalité élevées dans le monde. Ces infections sont considérées comme un grave problème de santé publique car elles peuvent provoquer une anémie ferriprive, retard de croissance (4,5), malnutrition (6) tandis que certaines peuvent rester asymptomatiques quand l'infestation est faible. (7)

De nombreuses affections parasitaires sont propagées par la contamination fécale de la nourriture ou de l'eau. De ce fait, elles sont très fréquentes dans les régions où l'hygiène et les conditions sanitaires sont mauvaises (1) surtout en Afrique où la promiscuité, le manque d'eau potable et d'installations sanitaires se font sentir. (8)

Selon l'Organisation Mondiale de la Santé, cité par Buchy, pour l'année 2002, on évalue à 3,5 milliards le nombre de sujets infectés par des parasites digestifs et à 450 millions le nombre de malades. Chaque année, les ascaris, les ankylostomes et les Amibes occasionneraient 195000 décès dans le monde. (9)

On estime que 500 millions de personnes sont colonisées par *Entamoeba dispar* (non pathogène), mais un pourcentage variable d'entre eux (1 à 20%) est porteur de *Entamoeba histolytica*, responsable d'un nombre très important d'épisodes dysentériques chaque année et d'une mortalité estimée entre 40000 et 100000 personnes par an. (10)

La mise en évidence d'une maladie parasitaire requiert un prélèvement de selles effectué correctement, comprenant suffisamment de matière fécale. Le traitement doit reposer sur la mise en évidence de l'agent pathogène. (11)

OBJECTIFS

Objectifs

Objectif principal

Evaluer la fréquence des parasitoses intestinales humaines diagnostiquées au service de parasitologie-mycologie médicales du CHU de TIZI OUZOU. Les échantillons de selles examinés proviennent de malades hospitalisés ou consultant en externe.

Objectifs secondaires

- Identifier les différentes espèces parasitaires en cause.
- Faire une étude comparative entre les deux techniques biphasiques (Ritchie et Bailenger)

*Chapitre I**Généralités sur les parasites intestinaux***1. Définitions****Parasite**

Du grec parasitos : pique-assiette, c'est un être vivant animal ou végétal qui pendant une partie ou la totalité de son existence vit aux dépens d'un autre organisme appelé hôte. La relation entre les deux dépend du degré de parasitisme qui reflète le degré de préjudice commis à l'hôte et qui varie de la symbiose (équilibre de la relation) à la mort de l'hôte passant par les stades saprophytisme, commensalisme et parasitisme.

Parasitisme et parasitose

Il est important de distinguer d'emblée entre la notion de parasitisme et celle de parasitose. Le parasitisme concerne en effet les porteurs asymptomatiques "sains", alors que la parasitose concerne les sujets malades à cause de la présence du parasite. (12)

2. Classification des parasites intestinaux

Les parasites colonisant le tube digestif appartiennent à deux groupes zoologiques différents ; les protozoaires et les helminthes. (Figure 1)

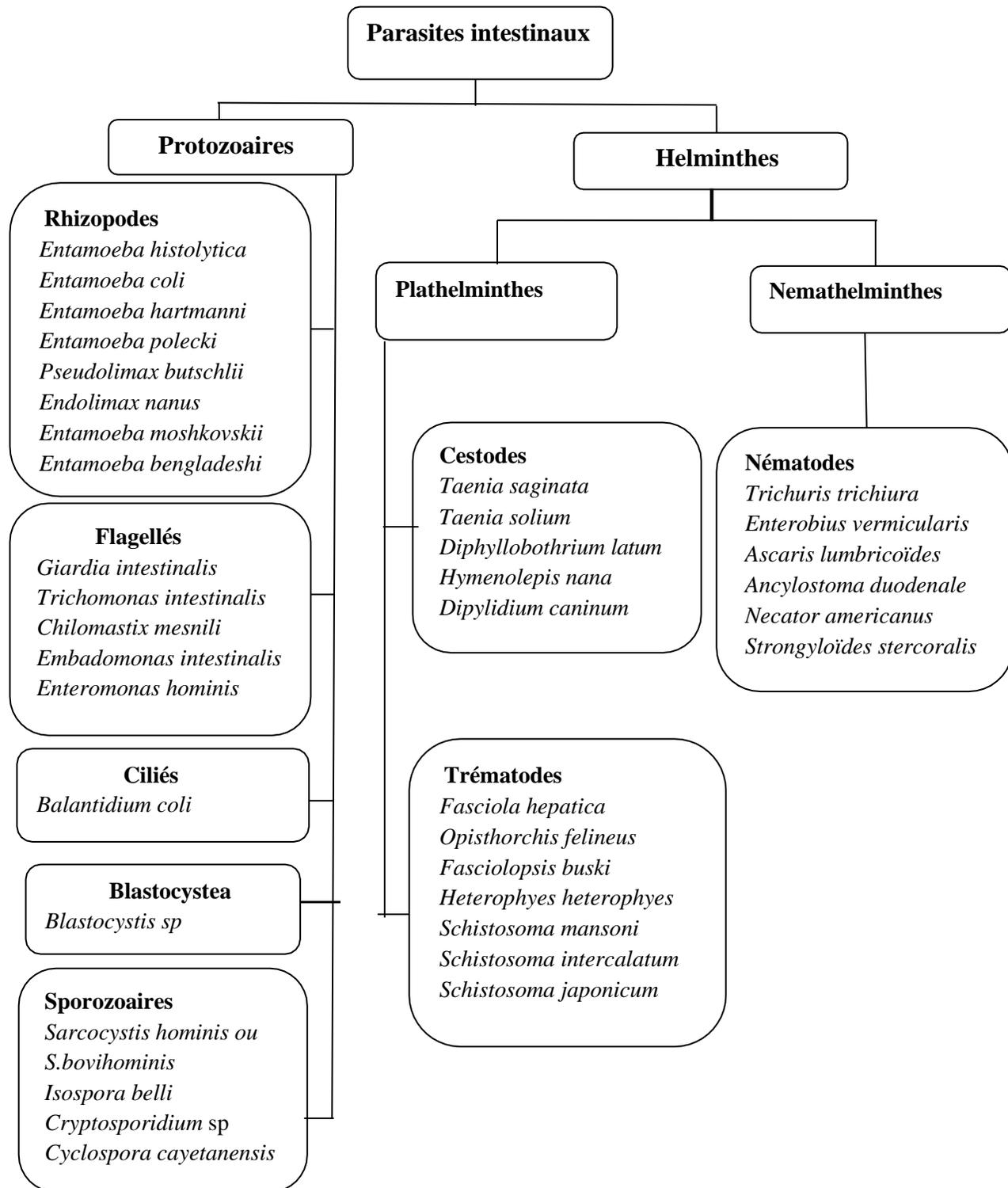


Figure 1 : Classification zoologique des parasites intestinaux (12)

3. Les protozoaires intestinaux

Ce sont des organismes microscopiques, unicellulaires, se présentant comme des cellules eucaryotes avec membrane cytoplasmique, cytoplasme, noyau et divers organites indispensables à leur vie. Le mode de locomotion des parasites a servi pour établir une classification : Les rhizopodes, dont les amibes, sont caractérisées par l'émission de pseudopodes, les ciliés par leurs cils, les flagellés par leurs flagelles, les sporozoaires par leur plasticité, (2) et *Blastocystis hominis* qui est dépourvu de structures de locomotion. (13)

Tableau I : Classification des parasites et parasitoses intestinales : protozoaires et protozoose (14)

	Parasites	Parasitoses
Amibes	<ul style="list-style-type: none"> -<i>Entamoeba histolytica</i> -<i>Entamoeba coli</i> -<i>Entamoeba hartmanni</i> -<i>Entamoeba polecki</i> -<i>Pseudolimax butschlii</i> -<i>Endolimax nanus</i> -<i>Entamoeba mochkovskii</i> -<i>Entamoeba bengladeshi</i> 	Amibiase intestinale } Non pathogènes
Flagellés	<ul style="list-style-type: none"> - <i>Giardia (lambia)intestinalis</i> - <i>Trichomonas intestinalis</i> - <i>Chilomastix mesnili</i> - <i>Enteromonas hominis</i> - <i>Embadomonas intestinalis</i> (<i>Retortamonas intestinalis</i>) - <i>Dientamoeba fragilis</i> 	Giardiose } Non pathogènes Controversé
Ciliés	<ul style="list-style-type: none"> - <i>Balantidium coli</i> 	Balantidiose
Coccidies	<ul style="list-style-type: none"> - <i>Isospora belli</i> - <i>Cyclospora cayetanensis</i> - <i>Sarcocystis hominis</i> - <i>Cryptosporidium parvum</i>, <i>C.muris</i> 	Coccidioses -Isosporose -Cyclosporose -Sarcocystose -Cryptosporidiose
	<i>Blastocystis sp</i>	Blastocystose

3.1. Les amibes intestinales

On distingue deux types : les amibes non pathogènes et les amibes pathogènes.

Les amibes non pathogènes appartiennent aux genres *Entamoeba*, *Pseudolimax*, *Endolimax*. Le colon abrite la majorité de ces amibes qui ne jouent aucun rôle pathogène, leur existence chez l'homme est le reflet d'un défaut d'hygiène fécale.

3.1.1. Morphologie (annexe 1/ 2)

❖ Description des formes végétatives et kystiques

Tableau II : Description des formes végétatives et kystiques des différentes amibes intestinales (15,16, 17,18).

Parasites	Formes végétatives	Formes kystiques
<i>Entamoeba histolytica</i>	<p>-E.h type histolytica : forme invasive, hématophage. Mesure 20 à 40 μm. Elle se déplace grâce à des pseudopodes, son cytoplasme contient des hématies plus au moins digérées. Et son noyau a une chromatine périphérique fine et régulière avec caryosome central.</p> <p>-E.h type minuta : forme non hématophage, mesurant 6 à 20 μm. Elle se déplace grâce à des pseudopodes Son noyau présente les mêmes caractéristiques que celui d'<i>E.h</i> type <i>histolytica</i> mais son cytoplasme ne contient pas d'hématies.</p>	Le kyste représente la forme infestante pour l'homme, il mesure 12 à 14 μm . Il se présente sous une forme arrondie avec une paroi épaisse et réfringente, un corps sidérophile et 4 noyaux à maturité.
<i>Entamoeba Dispar</i> <i>Entamoeba moshkovskii</i>	La forme végétative possède la même morphologie que celle d' <i>E.h</i> type <i>minuta</i> , et la forme kystique est identique à celle d' <i>Entamoeba histolytica</i>	
<i>Entamoeba hartmanni</i>	Le trophozoïte mesure 6 à 7 μm de diamètre, le noyau est invisible à l'état frais, après coloration au MIF il est comparable à celui d' <i>E.histolytica</i>	Le kyste est rond de 6 à 8 μm de diamètre, avec un aspect réfringent et quatre noyaux à maturité

<i>Entamoeba coli</i>	Elle mesure 20 à 30 μm de diamètre. Le cytoplasme est granuleux contenant de grosses vacuoles. Le noyau est visible, il est tapissé en ses extrémités d'une couche de chromatine fine et irrégulière avec un caryosome excentré.	Le kyste mesure 18 à 20 μm de diamètre, avec une forme arrondie à paroi épaisse et réfringente et 8 noyaux à maturité. C'est le plus gros kyste d'amibes.
<i>Entamoeba polecki</i>	Le trophozoïte mesure 12 à 25 μm de diamètre, avec un cytoplasme renfermant des petites vacuoles alimentaires.	Le kyste est rond de 12 à 15 μm de diamètre, avec un aspect réfringent et un seul noyau à maturité.
<i>Endolimax nanus</i>	La forme végétative mesure 8 à 10 μm de diamètre. Le cytoplasme contient de nombreuses petites vacuoles et un noyau avec un caryosome globuleux.	Le kyste mesure 6 à 8 μm de diamètre, il est polymorphe à paroi mince et peu réfringente, le cytoplasme contient à maturité 4 noyaux réfringents regroupés par 2 aux extrémités. C'est le plus petit kyste d'amibes.
<i>Pseudolimax butschlii</i>	La forme végétative mesure 8 à 15 μm de diamètre. Le cytoplasme contient de nombreuses vacuoles et un noyau avec un gros caryosome réfringent.	Le kyste mesure 10 μm de diamètre avec une forme arrondie ou ovoïde à paroi épaisse et réfringente. Le cytoplasme contient une vacuole qui se colore au Lugol et un seul noyau.

3.1.2. Cycle évolutif

❖ Cycle évolutif de l'amibe pathogène « *Entamoeba histolytica* »

Les amibes sont des parasites monoxènes c'est à dire que leur évolution se déroule sur le même hôte ou partiellement dans le milieu externe. L'homme constitue le réservoir unique du parasite dans l'amibiase (19), il existe deux cycles :

➤ Un cycle non pathogène responsable de l'amoebiose infestation

Ce cycle correspond à la présence asymptomatique de l'amibe dans la lumière colique ou à la surface de la muqueuse sous sa forme saprophyte végétative minuta.

Une fois ingérées, les kystes matures infestants perdent leurs coques et vont être lysés par les sucs digestifs, libérant une amibe métakystique à quatre noyaux.

Chaque noyau se divise, pour donner huit petites amibes ou amœbules, qui deviendront des amibes de type minuta, vivant dans la lumière colique. Elles se multiplient par scissiparité et de temps à autre elles s'enkystent. Certains kystes seront éliminés dans les selles assurant ainsi la dissémination de l'amibe dans le milieu extérieur. (20)

➤ **Un cycle pathogène responsable de l'amibiase maladie**

Caractérisé par la transformation de *E.h minuta* en *E.h histolytica* hématophage douée d'un pouvoir nécrosant, lui permettant d'envahir la muqueuse colique et provoquant des ulcérations en coup d'ongle en entraînant un saignement de la muqueuse intestinale et par conséquent phagocyte les hématies. Cette transformation se produit sous l'influence de certains facteurs.

E.h type *histolytica* se multiplie par scissiparité, certaines d'entre elles vont s'éliminer dans le milieu extérieur soit sous forme végétative dans les glaires sanglantes, soit elles vont se transformer d'abord en type minuta et après être éliminées sous forme de kystes aboutissant à la fin de la crise amibienne d'autres vont pénétrer dans la sous muqueuse intestinale et peuvent passer dans les capillaires mésentériques et gagner le foie, le poumon puis le cœur et même les autres organes, tels que le cerveau, le rein et la rate. (21, 20,22)

3.1.3. Clinique

Elle se manifeste uniquement en présence de la forme *histolytica* de l'espèce *E. histolytica*.

(23) C'est la seule amibe intestinale dont la pathogénicité chez l'homme soit certaine (24) Spécifiquement humaine, *E. histolytica* est un protozoaire rhizopode qui se présente sous trois formes :

-Deux formes végétatives :

- *E. Histolytica histolytica* ou trophozoïte *histolytica*, qui est la forme pathogène ;
- *E. Histolytica minuta* ou trophozoïte *minuta* : vit en saprophyte dans la lumière colique.

-Une forme kystique : représentant la forme de résistance et de dissémination de l'amibe (25).

Elle se manifeste cliniquement sous deux formes principales :

Amibiase intestinale (amoebiose colique)

Dans sa forme typique (amibiase intestinale aiguë ou dysenterie amibienne), après une incubation de durée variable, le patient présente sans fièvre des douleurs abdominales (épreintes, ténesme) associées à une diarrhée afécale marquée de sang et de mucus. Le colon gauche peut être dure à la palpation et la rectoscopie peut montrer des ulcérations de la muqueuse colique.

Il peut exister des formes atténuées et des formes suraiguës au pronostic plus sombre. (26)

Maladie amibienne extra-intestinale

La maladie amibienne extra-intestinale a pour origine l'infection du côlon. Elle peut toucher n'importe quel organe, mais le plus fréquent est l'abcès du foie. (1)

L'amibiase hépatique (amoebiose hépatique) est la forme viscérale la plus fréquente. L'atteinte hépatique s'exprime d'abord par une hépatite amibienne pré-suppurative (hépatomégalie douloureuse, fièvre modérée). Puis, en cas de formation d'un abcès hépatique, il s'associe un tableau clinique faisant évoquer une suppuration profonde (hyperleucocytose à polynucléaires neutrophiles, fièvre oscillante, altération de l'état général, syndrome inflammatoire).

D'autres localisations extra-digestives peuvent se voir après une amibiase intestinale due à *E. histolytica*, elles sont pleuro-pulmonaires ou encore cérébrales. (26)

3.2. Les flagellés intestinaux

Les flagellés sont des protozoaires qui se déplacent grâce à des flagelles, et se multiplient par division binaire longitudinale. (27) La seule espèce pathogène est *Giardia intestinalis*.

3.2.1. Morphologie (annexe 1/ 2)**❖ Description des formes végétatives et kystiques**

Tableau III : Description des formes végétatives et kystiques des différents flagellés intestinaux (16, 28, 29, 30, 31,32)

<i>Giardia intestinalis</i>	Forme végétative	Le trophozoïte est très mobile avec une forme qui ressemble à un cerf-volant. Il mesure 10 à 20 µm sur 6 à 10 µm et possède quatre paires de flagelles, deux corps parabasaux, un axostyle qui partage le corps en deux parties symétriques et deux noyaux volumineux.
	Forme kystique	Le kyste mesure 12 à 15 µm sur 7 à 10 µm, sous une forme ovoïde entourée d'une coque lisse, réfringente, à double paroi et peu épaisse. Il contient des restes de flagelles sous forme d'une cloison longitudinale en S, ainsi que des corps parabasaux.
<i>Dientamoeba fragilis</i>	Forme végétative	Elle mesure 7 à 12 µm de diamètre et possède des pseudopodes en aile ventilateur. Le cytoplasme contient de nombreuses vacuoles et deux noyaux réunis parfois par un filament chromatique, et un gros caryosome granuleux.
	Forme kystique	Pas de forme kystique.
<i>Trichomonas intestinalis</i>	Forme végétative	Est une forme aplatie en amande mesurant 6 à 12 µm. Elle possède un seul noyau, quatre flagelles antérieurs et un postérieur accolé au corps formant une membrane ondulante.
	Forme kystique	Pas de forme kystique.
<i>Enteromonas hominis</i>	Forme végétative	C'est une forme ovale ou arrondie mesurant 3 à 5 µm avec un seul noyau et quatre flagelles antérieurs.
	Forme kystique	Ovoïde mesurant 6 à 8 µm, il contient un à quatre noyaux à disposition bipolaire accompagné de filaments internes et entouré d'une paroi très mince.
<i>Chilomastix mesnili</i>	Forme végétative	Elle mesure 10 à 15 µm de diamètre, de forme allongée avec une extrémité antérieure arrondie et postérieure effilée, elle possède également 4 flagelles : 3 antérieurs libres et 1 près du cytosome. Le cytoplasme est profond et bordé par un épais sillon sidérophile et sa partie moyenne du corps est parcourue par un long sillon de torsion.

	Forme kystique	Le kyste est piriforme mesure 8 μm , il possède un seul noyau latéral autour duquel se trouve des flagelles atrophiés retrouvés dans le cytoplasme.
<i>Embadoomonas intestinalis</i>	Forme végétative	Est piriforme mesurant 5 à 6 μm sur 3 μm , avec un seul noyau antérieur et deux flagelles libres.
	Forme kystique	Le kyste est piriforme, mesurant 4 à 6 μm avec un seul noyau et un flagelle en U entourant ce dernier.

3.2.2. Cycle évolutif

Il est monoxène, direct, court. Ingestion de kystes à 4 noyaux. Désenkystement au niveau de l'estomac avec libération de trophozoïtes, passage dans le duodénum et multiplication asexuée par scissiparité, fixation à la surface des cellules intestinales, enkystement dans le jéjunum avec élimination fécale de kystes à 2 noyaux. Maturation dans le milieu extérieur en kystes à 4 noyaux. (33)

3.2.3. Clinique

Seule *Giardia intestinalis* peut entraîner une infection chez les humains. Giardiose ou lambliaose ou parfois appelée « fièvre du castor » Les personnes infectées par la *Giardia* peuvent ne présenter aucun symptôme. L'infection à la *Giardia* peut entraîner une gamme de symptômes intestinaux, notamment : la diarrhée, un ballonnement, des gaz ou des flatulences, des douleurs abdominales hautes ou épigastriques, une indigestion ou des nausées de la fatigue, une perte de poids (syndrome de malabsorption). (34) Chez l'enfant, la persistance des symptômes peut aller jusqu'à la malnutrition avec un retard staturo-pondéral. (35)

3.3. Les ciliés

Les ciliés sont des protozoaires munis de cils vibratiles ou d'organelles ciliaires durant au moins une partie de leur vie, qui permettent le déplacement et l'apport de nourritures. (36) *Balantidium coli* est le plus gros et le seul protozoaire cilié parasite de l'humain. (37)

3.3.1. Morphologie (annexe 1/ 2)

❖ Description de la forme végétative et kystique de *Balantidium coli*Tableau IV : Description de la forme végétative et kystique de *Balantidium coli* (16)

	Forme vegetative	Forme kystique
<i>Balantidium coli</i>	<p>Le trophozoïte mesure 50 à 200 µm de long et 20 à 70 µm de large. Le corps est recouvert de cils vibratiles repartis sur des stries régulièrement disposées.</p> <p>La partie antérieure est plus effilée et présente une fente oblique bordée de cils volumineux : le cytosome (sorte de bouche primitive). Celui-ci se prolonge par une dépression : le péristome.</p> <p>Au pôle opposé, l'orifice anal est difficilement visible.</p> <p>Le macronucléus est un gros noyau en forme de haricot.</p> <p>Un micronucleus est un petit noyau arrondi disposé en face du macronucléus difficile à mettre en évidence.</p> <p>Le cytoplasme est rempli de vacuoles digestives et pulsatiles, et de débris alimentaires.</p>	<p>Le kyste de <i>Balantidium coli</i> est arrondi et mesure de 50 à 60 µm de diamètre.</p> <p>Sa paroi est épaisse et transparente.</p> <p>Les deux noyaux sont visibles.</p> <p>Les cils persistent à l'intérieur du kyste ou le parasite est mobile.</p>

3.3.2. Cycle évolutif

Les hôtes définitifs sont l'homme et le porc. La contamination se fait par ingestion de légumes souillés ou par manque d'hygiène. Dans le duodénum, la paroi des kystes est fendue et la forme végétative en sort, elle gagne le colon et se multiplie par scissiparité et par conjugaison (échange de matériel génétique entre deux individus). *Balantidium coli* peut traverser la muqueuse colique, gagner la sous-muqueuse, s'y multiplier en lysant les tissus. L'effraction des vaisseaux sanguins et lymphatiques permet au parasite de gagner les ganglions, le foie, le myocarde. Ses sécrétions provoquent la nécrose des tissus concernés, Les kystes éliminés avec les matières fécales constituent la forme infestante (Les formes végétatives non enkystées éliminées avec les selles ne constituent pas la forme). (16)

3.3.3. Clinique

La plupart des porteurs de *Balantidium coli* ne présentent aucun signe clinique, mais éliminent des kystes et sont à ce titre des "porteurs sains". Certains sujets peuvent présenter des poussées diarrhéiques accompagnées de douleurs abdominales, de ténésme avec cinq à six selles liquides journalières pouvant évoquer une amibiase colique. (16)

3.4. *Blastocystis hominis*

C'est un organisme intestinal fréquent et cosmopolite. Considéré auparavant comme une levure saprophyte et classé actuellement comme parasite. (38)

3.4.1. Morphologie (annexe 2)

❖ Description de la forme végétative et kystique

Les *Blastocystis* peuvent avoir des morphologies variées. Quatre formes sont souvent décrites : vacuolaire, granulaire, amiboïde et kystique. La présence de toutes ces formes dans l'intestin de l'hôte n'est pas claire.

Tableau V : Description des différentes formes de *Blastocystis hominis* (39)

<i>Blastocystis hominis</i>	Forme végétative	Forme vacuolaire	Elle est sphérique de taille allant d'un diamètre de 2 μm à 200 μm , caractérisée par une large vacuole centrale.
		Forme granulaire	Elle mesure 3 à 8 μm de diamètre, caractérisée par la présence de granules dans le cytoplasme ou la vacuole centrale.
		Forme amiboïde	Elle est peu décrite et ses observations restent contradictoires
	Forme kystique		Le kyste a une taille allant de 3 à 5 μm de diamètre avec une paroi multicouche entourant la cellule. Le cytoplasme apparaît condensé et renferme plusieurs petites vacuoles.

3.4.2. Cycle évolutif

Le cycle de ce parasite n'a pas été encore élucidé à ce jour. Toutes les hypothèses s'accordent à dire que l'infestation débute par l'ingestion de kyste de *Blastocystis*. Ensuite, les kystes fécaux se désenkystent dans l'estomac au contact de sucs gastriques et se transforment en formes vacuolaires. (39)

3.4.3. Clinique

Le statut pathogène de *Blastocystis* sp a été largement débattu dans la littérature pour déterminer si ce micro-organisme était un organisme véritablement pathogène ou commensal.

(40) Cela est principalement dû au fait que *Blastocystis* sp peut-être trouvé à la fois chez des patients symptomatiques et asymptomatiques. (41)

Chez l'homme, la blastocystose est principalement caractérisée par des symptômes gastro-intestinaux non spécifiques, comme la diarrhée, les douleurs abdominales, les flatulences, les nausées, les vomissements, la constipation, la perte de poids ou la fatigue. (40)

3.5. Les sporozoaires

3.5.1. Les coccidies (parasites intestinaux opportunistes (annexe 1))

Les coccidies intestinales sont des protozoaires (appartenant au phylum des Apicomplexa), intracellulaires, parasites de la cellule Intestinale, aboutissant à la production d'oocystes libérés dans les selles. Ce sont des agents infectieux responsables de plusieurs endémies dans le monde.

Il y a quatre genres de coccidies qui sont identifiés comme agents pathogènes gastro-intestinaux graves ou potentiellement mortels chez l'homme : *Cryptosporidium*, *Isospora*, *Cyclospora* et *Sarcocystis*. (42)

- *Cryptosporidium* spp

1. Définition

Responsable de la cryptosporidiose ; c'est un protozoaire intracellulaire obligatoire qui se multiplie dans les cellules épithéliales de l'intestin grêle de l'hôte vertébré. Il a été mis en évidence chez le sujet immunodéprimé présentant des diarrhées (1). On a identifié par typage moléculaire plusieurs espèces dont les principales sont *Cryptosporidium hominis*, parasite quasi

exclusif de l'Homme et *Cryptosporidium parvum* parasite de l'homme et de plusieurs espèces de mammifères (43).

2. Morphologie

Tableau VI : Les principaux caractères de cryptosporidium spp (44 ,45)

	Taille	Forme	Résistance
Oocyste	4,5 à 5 microns souvent très nombreux dans les selles	- sphérique ou ovoïde - renferme une vacuole, quatre sporozoïtes et un corps résiduel	- Oocystes directement infestants - Peuvent rester viable et infectieux dans l'eau pendant plusieurs mois à des températures comprises entre 0 et 30°C et jusqu'à un an dans de l'eau de mer.

3. Cycle évolutif

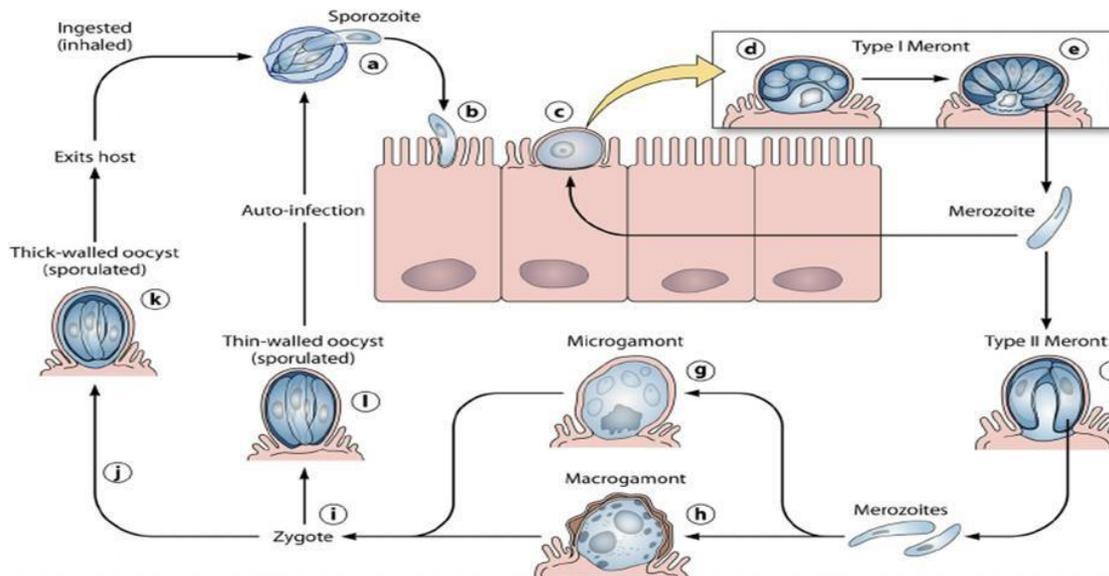


Figure 2 : Cycle de vie de Cryptosporidium spp (46)

4. Clinique

La période d'incubation de la cryptosporidiose est d'environ 1 semaine

- Chez l'immunocompétent, le début est généralement brutal, avec une diarrhée aqueuse profuse, des crampes abdominales et, moins couramment, nausées, anorexie, fièvre. Les symptômes persistent habituellement pendant 1 à 2 semaines, puis s'atténuent. L'excrétion fécale des oocystes peut continuer pendant plusieurs semaines après la disparition des symptômes.

- Chez l'immunodéprimé, le début peut être plus progressif, mais la diarrhée est en général plus sévère, chronique pouvant évoluer jusqu'à la mort du malade, profuse et réfractaire. Des pertes liquidiennes > 5 à 10 L/jour ont été rapportées chez certains patients atteints de SIDA. (1)

▪ *Isospora belli*

1. Définition

Protozoaire intracellulaire, strictement humain et affectant surtout les sujets originaires de la zone intertropicale. Responsable de l'isosporose qui se manifeste par une diarrhée chronique et récidivante. (47)

2. Morphologie

Tableau VII : Les principaux caractères d'Isospora belli (48)

Oocyste d' <i>Isospora belli</i>	
Taille	22-33 µm sur 11-16 µm
Forme	Fusifforme
Nombre de sporocystes	2 sporocystes
Nombre de sporozoïtes	8 sporozoïtes

3. Cycle évolutif

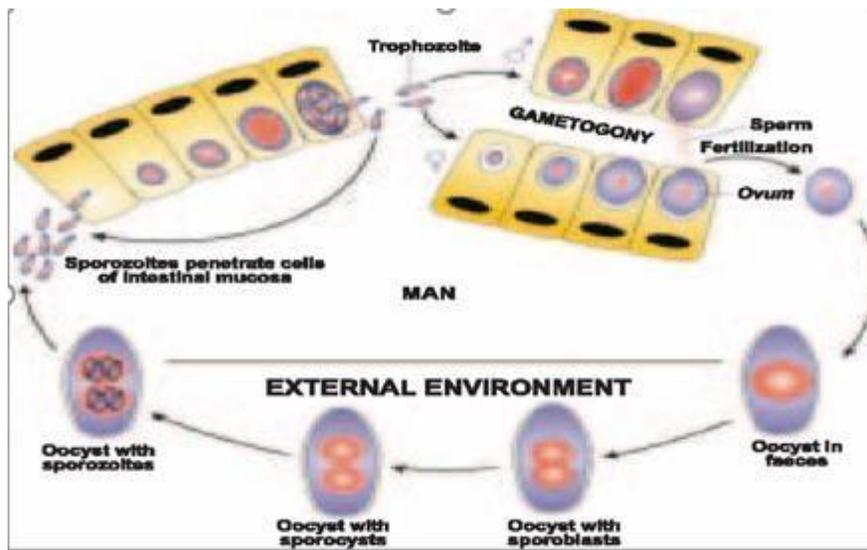


Figure 3 : Cycle monoxène d'*Isospora belli*, la maturation de l'oocyste s'achève hors de l'hôte. (49)

4. Clinique

- Chez le sujet immunocompétent :

Isospora belli peut entraîner une entérite bénigne comme des infections sévères, parfois fatales. La symptomatologie de l'infection à *Isospora belli* inclut : diarrhée non sanglante, stéatorrhée, céphalées, fièvre à 39-40°C, douleur abdominale, vomissement, avec une déshydratation marquée, un syndrome de malabsorption et une hyperéosinophilie. Les réinfections sont rares en raison du développement probable d'une immunité.

- Chez le sujet immunodéprimé :

En particulier les sujets positifs pour le virus d'immunodéficience humaine (VIH), la diarrhée est chronique, glairo-sanglante, avec des déperditions liquidiennes de plusieurs litres par jour, entraînant une déshydratation nécessitant une hospitalisation et un syndrome de malabsorption (liée à l'atrophie villositaire et aux lésions entérocytaires) avec un amaigrissement important. Une cholécystite est une complication possible. (48,50)

- *Cyclospora cayetanensis*

1. Définition

Cyclospora cayetanensis est un parasite intracellulaire obligatoire émergent, connu chez l'animal depuis longtemps mais considéré comme pathogène chez l'homme depuis une dizaine d'années. Responsable de la cyclosporose qui se manifeste par des troubles digestifs, surtout marqués chez les sujets immunodéficients. (51)

2. Morphologie

Tableau VIII : Les principaux caractères de cyclospora caetanensis (45,51)

Oocyste de <i>cyclospora caetanensis</i>	
Taille	< 8 à 10 microns, peu nombreux dans les selles
Forme	Sphérique
Nombre de sporozoites	4 sporozoites
Resistance	Résistant aux désinfectants (chlore)

3. Cycle évolutif

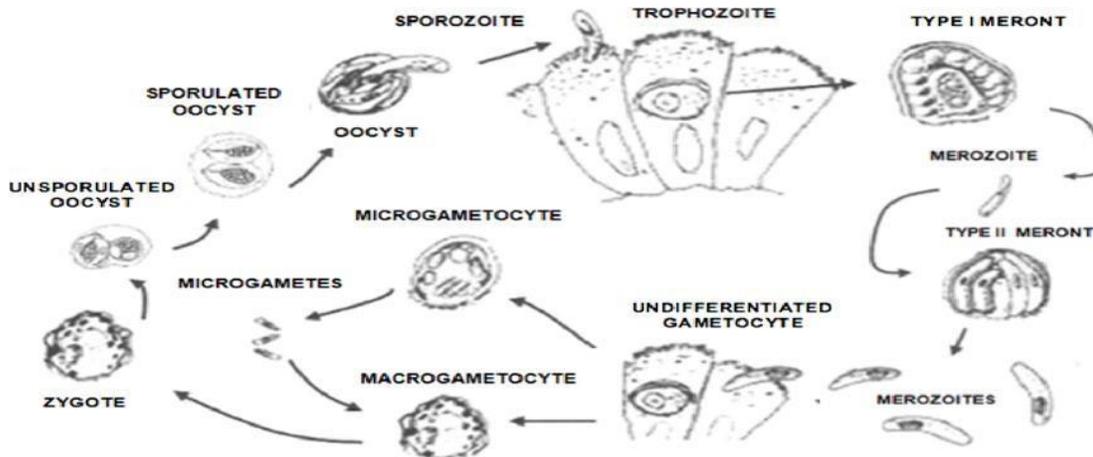


Figure 4 : Cycles monoxène de *Cyclospora cayetanensis*, la maturation de l'oocyste s'achève hors de l'hôte. (52)

4. Clinique

- Chez le sujet immunocompétent : (53,54, 1)

Incubation de 7 jours en moyenne. Le principal symptôme de la cyclospore est une diarrhée aqueuse aiguë soudaine de 3 à 10 selles par jour, non sanglante, associant fièvre, crampes abdominales, nausées, anorexie, sensation de malaise et perte de poids. L'affection peut disparaître spontanément en quelques jours ou évoluer pendant plusieurs semaines, avec alternance de diarrhées et de constipation.

- Chez le sujet immunodéprimé_:

Quelle que soit l'étiologie de l'immunodépression, des diarrhées peuvent être très abondantes et qui deviennent chroniques et évoluer vers une perte de poids importante, des crampes abdominales et fièvre. Des déshydratations sévères ont été décrites. (54) La maladie peut aussi avoir une localisation extra-intestinale dans le SIDA, et se traduit par une cholécystite ou une infection disséminée. (1)

- ***Sarcosystis spp***

1. Définition

Sarcocystis est un protozoaire intracellulaire, cosmopolite, son développement requiert deux hôtes. *Sarcocystis bovihominis* et *Sarcocystis suihominis* dont l'homme est l'hôte définitif. Il est responsable de la sarcocystose ou sarcosporidiose. (48)

2. Morphologie

Tableau IX : Les principaux caractères de *sarcocystis spp* (55)

oocyste	<ul style="list-style-type: none"> - paroi fine - contenant 2 sporocystes accolés mesurant 15 à 19 µm sur 8 à 10 µm ; ils contiennent quatre sporozoïtes et quelques corps résiduels d'aspect granulaire
----------------	--

3. Cycle évolutif :

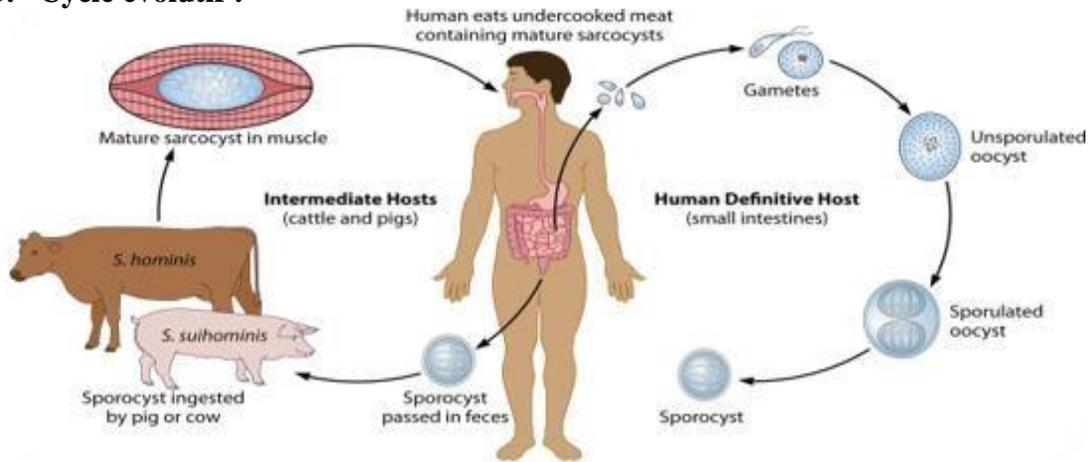


Figure 5 : Cycle dixène de *sarcocystis* spp (56)

4. Clinique

❖ Stade toxinique

Ce stade est lié à la pathogénicité d'une substance de nature protéique, la sarcocystine, pathogène chez les hôtes intermédiaires des parasites mais incapables d'évoluer chez l'homme.

❖ Stade parasitaire

Ce stade évolue chez l'homme, 6 à 8 heures après l'ingestion de la viande contaminée par *Sarcocystis bovi hominis* ou par *Sarcocystis sui hominis*. (57)

4. Les métazoaires intestinaux

Les helminthes sont classés en fonction de leurs caractéristiques morphologiques en :

Embranchement des Némathelminthes

- Vers cylindriques à corps non segmenté revêtus de téguments durs ;
- Tube digestif complet ;
- Sexes séparés ;

Représentés par une seule classe, celle des nématodes.

Embranchement des Plathelminthes

- Vers plats à corps segmenté ou non ;
- Tube digestif absent ou incomplet ;

Repartis en deux classes :

- Les cestodes : vers hermaphrodites.
- Les trématodes : vers hermaphrodites (Les douves) ou à sexes séparés (Les schistosomes). (16)

Tableau X : Classification des parasites et parasitoses intestinales : Helminthes (métazoaires) et helminthiases. (2)

Parasites		Parasitoses
Nématodes (Némathelminthes ou vers ronds)	<u>A transmission orale :</u> - <i>Ascaris lumbricoïdes</i> - <i>Enterobius vermicularis</i> - <i>Trichuris trichiura</i>	Nématodes Ascaridiose Oxyurose Trichocéphalose
	<u>A transmission transcutanée:</u> - <i>Strongyloïdes stercoralis</i> - <i>Ancylostoma duodenale</i> - <i>Necator americanus</i>	Anguillulose/Strongyloïdose Ankylostomose
Platodes (Plathelminthes ou vers plats)	Cestodes (vers plats segmentés) <u>Grands tænia :</u> - <i>Tænia saginata</i> - <i>Tænia solium</i> - <i>Diphyllobothrium latum</i> <u>Tænia nains :</u> - <i>Hymenolepis nana</i>	Cestodoses Taeniasis Bothriocéphalose Hyménolépiase
	Trématodes (plats non segmentés) ➤ Douve: <u>Grande douve:</u> - <i>Fasciolopsis buski</i> <u>Petite douve:</u> - <i>Heterophyes heterophyes</i> - <i>Metagonimus yokogawai</i> - <i>Watsonius watsoni</i> - <i>Echinostoma ilocanum</i> ➤ Schistosome: - <i>Schistosoma mansoni</i> - <i>Schistosoma intercalatum</i> - <i>Schistosoma japonicum</i> - <i>Schistosoma mekongi</i> <i>Schistosoma guineensis.</i>	Distomatose Schistosomoses (Bilharzioses)

4.1. Les plathelminthes

4.1.1. Cestodes

4.1.1.1. Morphologie (annexe 3)

Tableau XI : comparaison entre *T.saginata* et *T.solium* (43,58)

Espèce	<i>Tænia saginata</i>	<i>Tænia solium</i>
Scolex	Piriforme, d'un diamètre de 1,5 mm à 2 mm 4 ventouses. Sans rostre ni crochet (ténia inerme).	1 mm de diamètre, 4 ventouses arrondies, un rostre court, et muni d'une double couronne de crochets (ténia armé).
Strobile	Pores génitaux irrégulièrement alternés d'un anneau à l'autre. La forme d'une « nouille plate », rectangulaires, plus longs que larges (16–20 mm × 5–7 mm) Utérus très ramifié : 20 à 30 digitations.	Pores génitaux assez régulièrement alternés d'un anneau à l'autre (10–12 mm long X 4 mm large). Utérus peu ramifié, 6 à 12 digitations.
Élimination des anneaux (proglottis) dans les selles	Émis activement en dehors des périodes de défécation (anneaux mobiles), isolément ou en chaînes plus ou moins longues.	Émis passivement dans le milieu extérieur, avec les selles (anneaux immobiles), isolément ou en chaînes.
Œuf	Très rarement observé dans les selles, mesure 50 à 60 µm. Fermé par une coque externe mince. Il contient un embryophore sphérique à coque épaisse, brune et radiée contenant un embryon hexacanthé (6 crochets)	
Longueur du ver adulte	4 à 10 mètres	2 à 8 mètres
Hôte intermédiaire	Bœuf	Porc
Hôte définitif	Homme	Homme
Rôle pathogène	Taeniasis.	Taeniasis, cysticercose.
Mode de contamination	Par ingestion de viande de bœuf (hôte intermédiaire) contaminée, crue ou mal cuite, contenant des larves cysticerques vivantes.	Par ingestion de viande de porc lardre (hôte intermédiaire) mal cuite ou de charcuterie (la fumaison ne détruit pas les cysticerques)
Diagnostic	Anneaux dans : selles et les vêtements	Anneaux dans les selles

Tableau XII : comparaison entre *Hymenolepis nana* et *Diphyllobothrium latum* (43,58)

Espèce	<i>Hymenolepis nana</i>	<i>Diphyllobothrium latum</i>
Scolex	4 ventouses et rostre rétractile muni d'une couronne de 20 à 30 crochets	En forme de massue avec deux fontes allongées ventrale et dorsale appelées bothridies,
Strobile	Constitué d'anneaux de forme trapézoïdale, les premiers très courts, augmentant graduellement en longueur et largeur. Pores génitaux unilatéraux	Anneaux plus larges que longs, trapézoïdaux, accumulation d'œufs au centre dans l'utérus. Le pore génital est central et ventral. Sous le pore se trouve l'orifice de ponte.
Élimination dans les selles	Absence d'anneaux, présence d'œufs.	Présence d'œuf et d'anneaux
Œuf	Elliptique. Embryon hexacanthé (6 crochets). La coque externe : lisse, mince, incolore, 40 à 50 µm. La coque interne (20 30 µm) porte 2 mamelons opposés d'où partent 4 à 5 filaments flexueux	Elliptique, operculé et non embryonné
Longueur du ver adulte	10 à 25mm de long	Peut atteindre 12 mètres (8 à 12 m en moyenne)
Hôte intermédiaire	Insecte (cycle indirect rare)	Poisson
Hôte définitif	Homme	Homme et les autres mammifères prédateurs
Mode de contamination	Par ingestion d'œufs avec les crudités souillées (auto infestation), ou par ingestion de l'insecte (ver de farine charançonné).	Par ingestion de poissons lacustres insuffisamment cuits parasités par des larves plérocercoides.

4.1.1.2. Cycles évolutifs

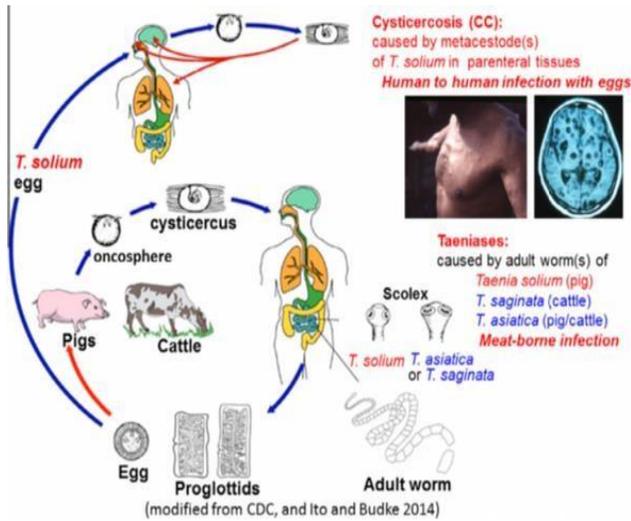


Figure 06 : Cycle évolutif de *T. saginata* et *T. solium*. (59)

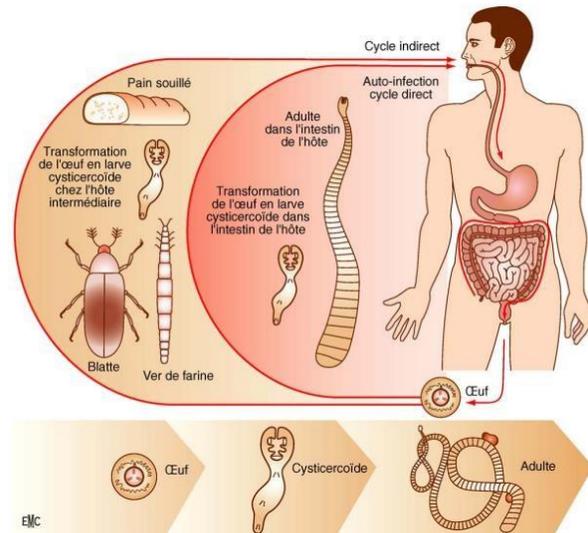


Figure 07 : Cycle évolutif d'*Hymenolepis nana*. (60)

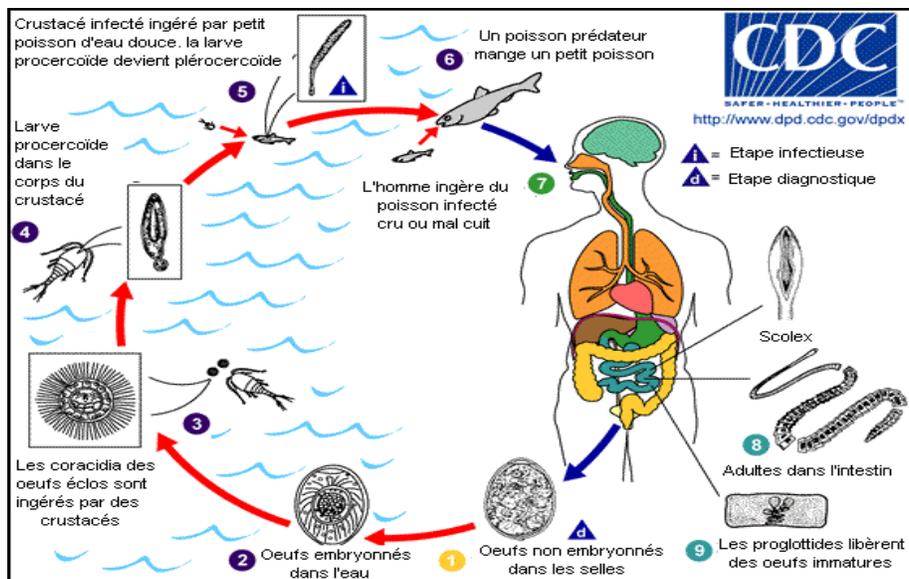


Figure 08 : Cycle évolutif de *Diphyllbothrium latum*. (61)

4.1.1.3. Clinique

Tableau XIII : Manifestations cliniques des cestodoses (43,26)

Espèce	Manifestations cliniques
<i>Taenia saginata /solium</i>	Asymptomatique. Troubles digestifs non Spécifiques Extériorisation spontanée d'anneaux par l'anus chez <i>T.saginata</i>
<i>Hymenolepis nana</i>	Asymptomatique Troubles digestifs non spécifiques. Si parasitisme important : malabsorption, retard staturo-pondéral
<i>Diphyllobothrium latum</i>	En dépit de sa grande taille, est souvent relativement bien toléré. On peut observer des manifestations classiques de taeniasis. Une anémie de type macrocytaire et mégaloblastique (rare).

4.1.2. Les trématodes

Chez les trématodes nous observons deux grands groupes :

4.1.2.1. Les douves intestinales

Plus d'une trentaine d'espèces de douves intestinales peuvent infester l'homme. La plus importante médicalement est la fasciolopsiose due à *Fasciolopsis buski* qui contribue à la malnutrition suivie de l'échinostomose due à *Echinostoma* sp. Et l'hétérophyiose due à *Heterophyes* sp. (62)

4.1.2.1.1. Morphologie

Hermaphrodites, ce sont des parasites des épithéliums, ayant des œufs operculés, embryonnés ou non, elles pénètrent dans l'organisme par voie buccale. Les formes infestantes sont généralement les métacercaires enkystées sur des supports alimentaires. (1)

La taille des douves adultes varie de 1 à 75 mm. Les adultes d'*Heterophyes* sp sont de l'ordre du millimètre ceux de *Echinostoma* ont environ 1 cm de long, et *Fasciolepis buski* sont plus grande et mesure 2 à 7 cm de long.

La taille des œufs des douves est aussi variable selon l'espèce, ils peuvent être facilement confondus s'ils ont la même taille, car ils sont d'aspect similaire. Les œufs d'*Heterophyes* sont petits (30 µm) alors que ceux de *Fasciolepis* sp et *Echinostoma* sp sont plus grands (plus de 120 µm). (62)

4.1.2.1.2. Cycle évolutif (*Fasciolopsis buski*)

Chez l'hôte humain, les œufs non embryonnés sont rejetés dans l'intestin et sont éliminés du corps dans les selles. Ces œufs sont embryonnés dans l'eau et libèrent des miracidies qui pénètrent dans un mollusque (hôte intermédiaire) ou ils se développent en cercaires. Une fois les cercaires sont libérées, elles s'enkystent sous forme de métacercaires sur les plantes aquatiques et peuvent être ingérées par un hôte mammifère (humain ou porcin).

Après l'ingestion, les métacercaires excystent dans le duodénum et se fixent à la paroi intestinale. Là, elles se développent en vers adultes en environ 3 mois. (1)

4.1.2.1.3. Clinique

Le plus souvent asymptomatiques, les distomatoses intestinales deviennent pathogènes quand la charge parasitaire est élevée. Les douves provoquent une inflammation chronique de la muqueuse intestinale avec des ulcérations entraînant une malabsorption : carence en vitamine B12 et donc anémie, malnutrition jusqu'à l'anasarque peuvent en résulter. Le patient se plaint de douleurs abdominales et épigastriques, de nausées matinales, de selles mal digérées avec des débris alimentaires. Les migrations aberrantes des œufs d'Heterophyes dans les différents organes sont à l'origine de granulomes pouvant avoir une expression clinique. Une éosinophilie chronique est habituelle. (63)

4.1.2.2. Les schistosomes

Six espèces de schistosomes infectent les humains. Entraînant toutes une maladie intestinale à l'exception de *schistosoma haematobium* qui provoque une affection des voies urinaires. (1)

4.1.2.2.1. Morphologie (annexe 3)

Vers à sexes séparés, parasites des endothéliums, les œufs sont embryonnés, non operculés, pourvus d'un éperon. Les larves infestantes sont des furcocercaires mobiles, elles pénètrent l'organisme humain par voie transcutanée lors d'un contact avec l'eau douce contaminée. (62)

Tableau XIV : Principaux caractères distinctif des schistosomes humains (43)

Espèces	Localisation des parasites	Voie d'élimination des œufs	Nombre d'œufs pondus par jour	Forme des œufs
<i>S. mansoni</i>	Veine mésentérique Inférieure	Côlon	100 à 300	Ovale à éperon latéral 140/60 µm
<i>S. japonicum</i>	Veine mésentérique Supérieure	Intestin Grêle	500 à 3500	Arrondi à éperon latéral peu visible 70/50µm
<i>S. mekongi</i>	Veine mésentérique Supérieure	Intestin Grêle	Inconnu	Arrondi à éperon latéral peu visible 60/40µm
<i>S. intercalatum</i>	Plexus veineux perirectal	Rectum	Inconnu	Ovale à éperon terminal 200/65µm

4.1.2.2. Cycle évolutif

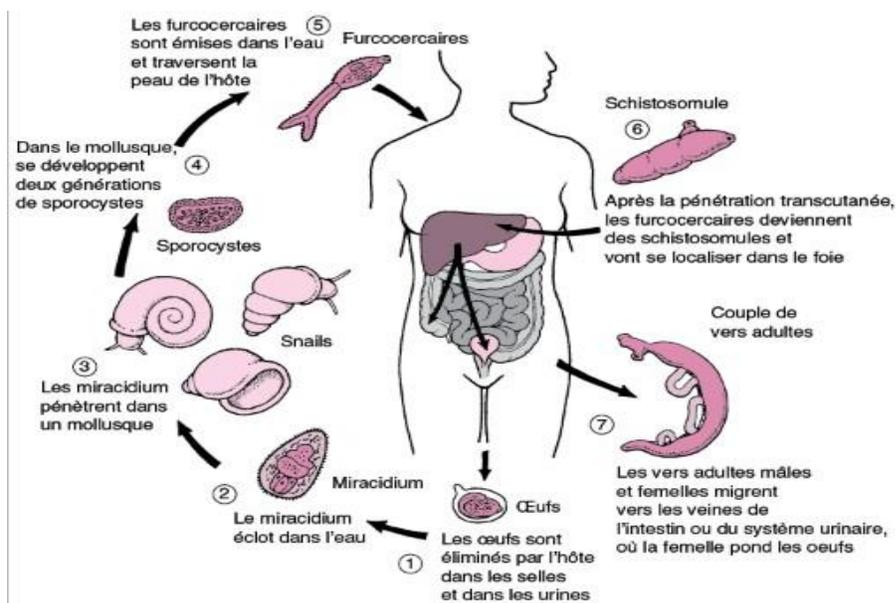


Figure09 : Cycle évolutif des schistosomes. (1)

4.1.2.2.3. Clinique

Tableau XV : Manifestations cliniques des bilharzioses (64)

Espèce	Manifestations cliniques
<i>S. mansoni</i>	Douleurs abdominales et syndrome diarrhéique ou dysentérique, avec parfois rectorragies
<i>S. japonicum</i>	Atteinte hépatique grave (ictère, HTP), fièvre, anémie, amaigrissement, les complications neurologiques et cardiopulmonaires sont fréquentes
<i>S. mekongi</i>	Prurit, dermatite, fièvre nocturne, douleurs abdominales et une diarrhée glairo-sanglante hépatomégalie qui révèle l'hypertension portale, hémorragies digestives splénomégalie
<i>S. intercalatum</i>	Dermite, réaction fébrile, hépato ou splénomégalie. Diarrhées, rectorragies

4.2. Les nématodes

4.2.1. Morphologie (annexe 3)

Tableau XVI : Description morphologique des nématodes intestinaux (43)

Espèce	Morphologie		Parasitose	Stade infestant
Nématodes à mode de contamination orale				
<i>Ascaris lumbricoïdes</i>	Adulte	La femelle mesure 20 à 25 cm, le mâle dont l'extrémité postérieure est recourbée et munie de spicules est plus petit et mesure 15 à 17 cm Le ver est de couleur rosé.	Ascaridiose	Œuf
	Œuf	Brun de 60 µm x 45 µm. Fermé par une double coque, l'interne est lisse, chitineuse, très épaisse (3-5 µm), l'externe, albumineuse et épaisse. D'aspect mamelonné très caractéristique.		
<i>Enterobius vermicularis</i>	Adulte	Ver rond et blanc. Le mâle mesure 5 mm de long. La femelle, de 10 mm.	Oxyurose	
	Œuf	Incolores, asymétriques, de 55 x 30 µm à coque assez épaisse et lisse. Présence d'un embryon gyринiforme.		

<i>Trichuris trichiura</i>	Adulte	1-3 cm de long pour le mâle et 5 cm de long pour la femelle). Les 2/3 antérieurs du ver sont filiformes, contenant que le tube digestif, alors que la partie postérieure contenant l'intestin et les organes génitaux est renflée (1mm de diamètre), arquée chez la femelle et enroulée dorsalement chez le mâle.	Trichocéphalose Ou Trichiurose	
	Œuf	A la forme d'un citron. Il a une coque externe brune, épaisse, fermée par deux bouchons muqueux saillants, et une coque interne assez épaisse, incolore. Pas embryonné à la ponte.		
Nématodes à mode de contamination transcutanée				
<i>Strongyloides stercoralis (Anguillule)</i>	Adulte	Le mâle mesure 0,7 mm de long sur 36/40µm de large. Son extrémité postérieure, parfois enroulée, est le plus souvent recourbée en crochet Elle porte deux spicules copulateurs.	Anguillulose Ou Strongyloïdose	Larve strongyloïde enkystée
	Œuf	50-60 x 30-35 µm. Œuf ellipsoïde, à bords incurvés, aux pôles très arrondis contenant une larve "trapue" lors de l'émission. La paroi est très fine.		
	Larve	<u>Larve rhabditoïde</u> : un double renflement œsophagien, un stylet buccal court, pharynx a peine visible, une extrémité postérieure peu effilée. L'ébauche génitale est en principe bien visible. <u>Larve strongyloïde</u> : un seul renflement œsophagien et une queue tronquée portant 2 ou 3 pointes minuscules. Elle n'a pas de gaine.		
<i>Ancylostoma duodenale</i>	Adulte	Le mâle mesure 8 à 12 mm de long, la femelle 10 à 18 mm. Ce nématode est caractérisé par la présence d'une capsule buccale inclinée vers la face dorsale et armée de crochets ventraux. La partie postérieure du mâle se termine par une bourse caudale soutenue par des côtes rigides, tandis que celle de la femelle est obtuse, terminée par une petite pointe mousse.	Ankylostomose	Larve strongyloïde enkystée
	Œuf	Œuf ellipsoïde, symétriques à coque lisse et mince. Mesure de 60 µm à 65 µm de long sur 40 µm de large. Ils contiennent à l'émission quatre à huit blastomères.		

	Larve	<p><u>Larve rhabditoïde</u> : caractérisé par un œsophage à double renflement (le premier, allongé est suivi d'un net rétrécissement, tandis que le second, piriforme, marque la jonction avec l'intestin). Pharynx long et souligné par 2 traits noirs.</p> <p><u>Larve strongyloïde</u> : L'extrémité antérieure montre un œsophage droit avec un renflement musculaire unique. Il occupe le quart du corps. L'extrémité postérieure est effilée, plus ou moins pointue. La gaine est bien visible, effilée.</p>		
<i>Necator americanus</i>	Adulte	A peine plus mince et plus court que <i>A.duodenale</i> : Mâle mesure de 7 à 9 mm, et la femelle entre 9 et 11 mm. La capsule est dépourvue de crochets mais pourvues de deux lames tranchantes en position ventrale et d'une dent dorsale.		
	Oeuf	Similaire à l'œuf d' <i>A.duodenale</i> , légèrement plus grands (70 µm).		
	Larve	Similaire à <i>A.duodenale</i> .		

4.2.2. Cycles évolutifs

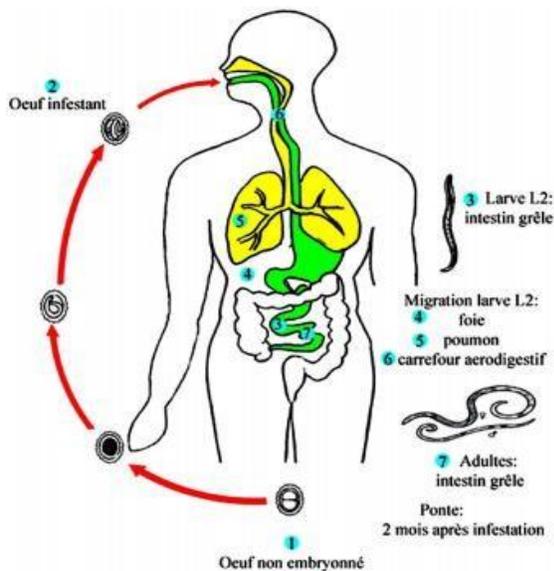


Figure 10 : Cycle évolutif d'*Ascaris lumbricoïdes* (43)

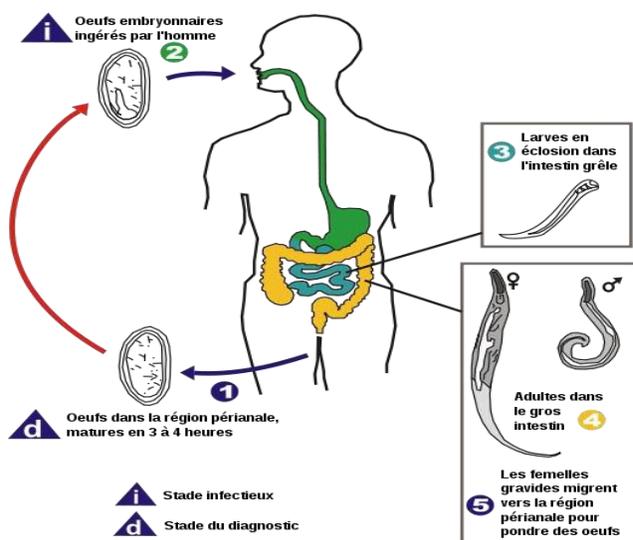


Figure 11 : Cycle évolutif d'*Enterobius vermicularis* (61)

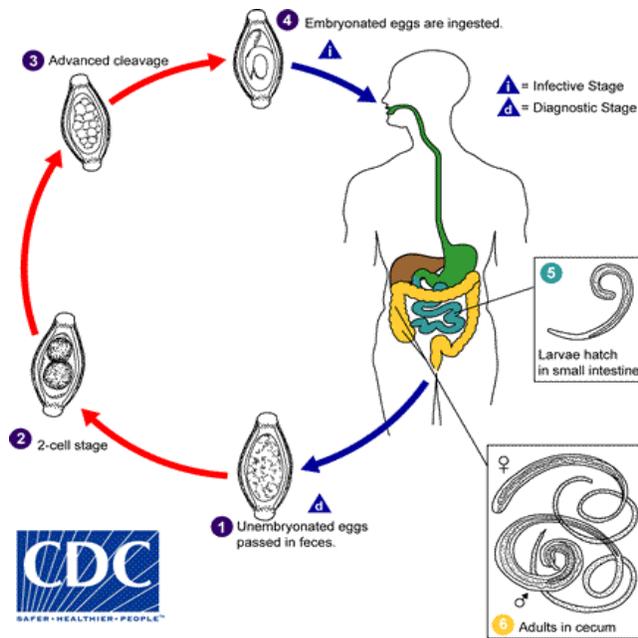


Figure 12 : Cycle évolutif de *Trichuris trichiura* (61)

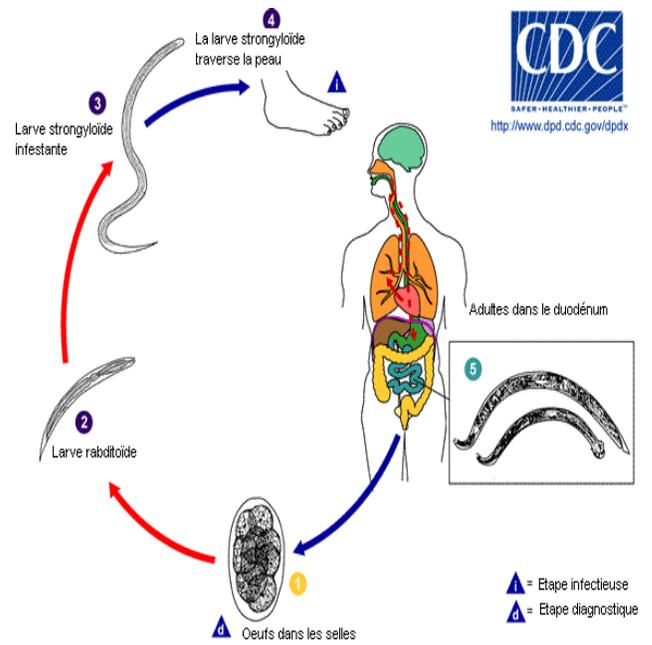


Figure 13 : Cycle évolutif d'*Ancylostoma duodenale* et *Necator americanus* (61)

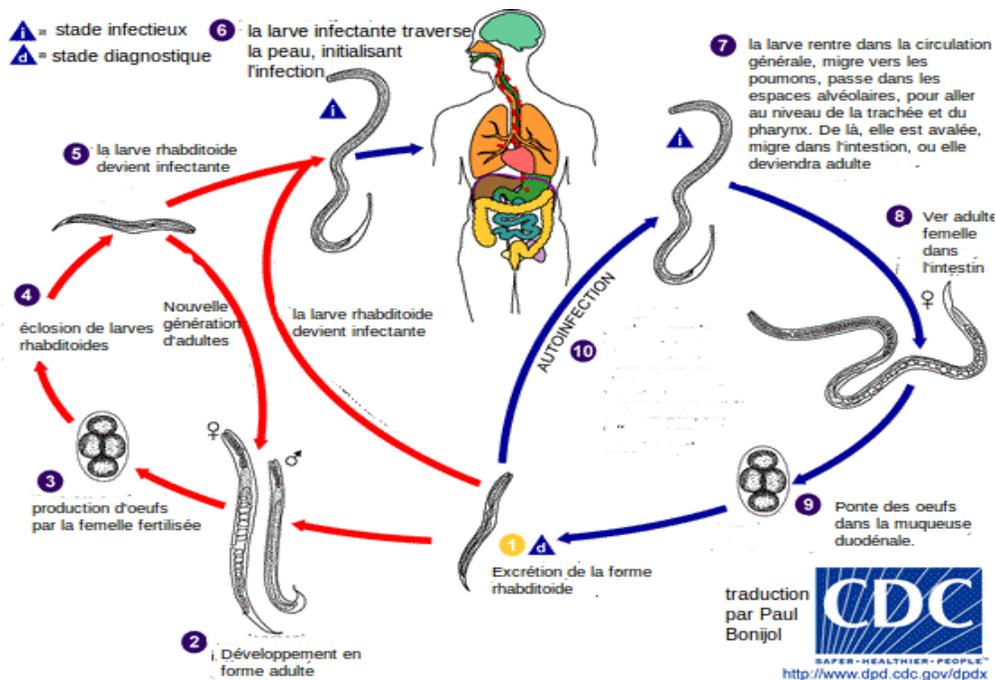


Figure 14 : Cycle évolutif de *Strongyloides stercoralis*. (61)

4.2.3. Clinique

➤ *Ascaris lumbricoïdes*

Les manifestations cliniques dépendent de l'importance du parasitisme. Elles sont habituellement absentes en cas de pauci parasitisme.

La phase de migration larvaire, souvent silencieuse, associée à des degrés divers des signes allergiques (urticaire, bronchite asthmatiforme...) au syndrome de Löffler.

La phase d'état est fréquemment marquée par des troubles digestifs (épisodes diarrhéiques, douleurs abdominales diffuses), exceptionnellement des signes nerveux (irritabilité, troubles du sommeil, voire convulsions).

Des complications chirurgicales, bien que plus rares actuellement, peuvent être observées. (43)

➤ *Enterobius vermicularis*

Le prurit anal fait l'essentiel du tableau clinique de cette parasitose. Le patient s'en plaint essentiellement le soir au moment du couché. Chez l'enfant, il peut être accompagné de troubles du comportement à type d'irritabilité, de cauchemars et d'insomnies mais aussi de douleurs abdominales et de diarrhées.

L'examen clinique peut montrer des lésions de grattage de la marge anale. Des atteintes vulvaires sont décrites chez la fille. (26)

➤ *Trichuris trichiura*

Les infestations légères sont souvent asymptomatiques, les fortes infestations peuvent entraîner des diarrhées sanglantes, de longues pertes de sang peuvent mener à une anémie de carence en fer, des prolapsus rectaux sont aperçus dans les cas graves. (65)

➤ *Strongyloïdes stercoralis*

L'anguillulose est souvent asymptomatique. L'infection par voie transcutanée passe souvent inaperçue. La phase d'invasion reste peu ou pas symptomatique. On observe parfois un syndrome de Löffler. A la phase d'état, surviennent des douleurs épigastriques et des épisodes diarrhéiques. Les signes cutanés allergiques, inconstants, traduisent la migration sous-cutanée de larves.

Des signes pulmonaires sont rarement observés. Ils sont marqués par une toux sèche, irritative, des crises d'asthme et, à la radiographie, des infiltrats pulmonaires labiles. Cependant, des formes graves peuvent survenir sur un terrain immunodéprimé. Ces formes secondaires à la dissémination des larves, sont souvent mortelles et se manifestent par des septicémies et méningites à Gram-négatifs, un syndrome de détresse respiratoire, des méningoencéphalites, etc. (43)

➤ *Ancylostoma duodenale et Necator americanus*

La phase d'invasion souvent asymptomatique peut être marquée par une dermite d'inoculation aux points de contact avec le sol contaminé, qui se traduit par l'apparition à la 24e heure d'un érythème maculo-prurigineux, disparaissant en quelques jours.

La phase de migration larvaire pulmonaire, pharyngée et laryngotrachéale est marquée par une irritation des voies aériennes supérieures « catarrhe des gourmes » sans infiltrat pulmonaire radiologique. La phase d'état intestinale dépend du nombre d'adultes hébergés. Elle est marquée par une duodénite, des troubles du transit (diarrhée), puis une anémie d'installation progressive. (43)

5. Epidémiologie et mode de contamination des parasites intestinaux

- **Epidémiologie**

Les protozoaires sont beaucoup plus fréquents que les helminthes. (66) L'amébose (ou amibiase) est une maladie cosmopolite, mais elle est beaucoup plus fréquente en zone tropicale, dans les pays en voie de développement. (67)

- **Mode de contamination des parasites intestinaux**

Les modes de contamination sont divers, mais nous tenons à insister sur le fait que l'on peut se contaminer :

-En mangeant des aliments souillés par des formes végétatives ou des kystes de protozoaires ainsi que par des œufs de vers (rôle du péril fécal) : les giardias, amibes...

-En absorbant des aliments contenant des formes de multiplication (Sarcocystis) ou des formes larvaires de parasite. Ces aliments sont aussi bien de la chair de mammifère que de la chair de

poisson d'eau douce ou d'eau de mer. Il peut s'agir également de crustacés ou de gastéropodes, voire de salade (cresson) ;

-En nageant en eau douce par pénétration active transcutanée de larves lors d'un bain sans avoir pour cela de lésions dermatologiques préexistantes. En marchant pieds nus sur un sol souillé (ankylostomes) ou seulement en ayant contact avec des herbes ou des parois contaminées. (68)

1. Diagnostic

Le diagnostic repose avant tout sur l'examen coprologique. Il est toujours utile de préciser au laboratoire le ou les parasites recherchés, l'état immunitaire du patient, ses symptômes, la présence d'une éosinophilie et les pays visités. (69)

1.1. Définition de la coprologie parasitaire

La coprologie parasitaire est un examen de base consistant à examiner les selles sur le plan macroscopique et microscopique (70). Il permet de mettre en évidence les œufs d'helminthes, les kystes de protozoaires et d'étudier les caractères de mobilité de leurs formes végétatives. (12) Chaque parasite est mis en évidence par une ou plusieurs techniques plus ou moins spécifiques (71).

1.2. Indications et limites de l'examen parasitologique des selles

1.2.1. Indications

Il peut être utile de prescrire un EPS dans les situations cliniques suivantes :

- Toute dysenterie ou toute diarrhée, sanglante ou non ;
- douleurs abdominales ;
- autres troubles digestifs (anorexie, boulimie, nausées, dyspepsie, ténesme, prurit anal) ;
- hyperéosinophilie ; (25, 72, 73,74)
- prurit anal, recherche des œufs d'helminthes au mieux sur la marge de l'anus (Scotch test) ou par EPS ; (75)
- Recherche systématique après un long séjour en zones chaudes du globe
- Dans le cadre d'une embauche (cuisiniers, égoutiers...) à titre de prévention d'une transmission oro-fécale. (70)

1.2.2. Limites

- L'élimination fécale des formes parasitaires (kystes, œufs, larves...) est discontinue. Ceci signifie qu'un EPS isolé négatif n'exclut pas la présence de parasite ; (76)
- la période dite muette, qui sépare le contagion et l'élimination fécale des formes parasitaires (quelques jours pour les protozoaires, 3 à 12 semaines pour certains helminthes) ;
- lorsqu'il s'agit d'un parasite d'origine animale en impasse parasitaire chez l'homme ne pouvant pas atteindre le stade adulte (syndrome de larva migrans , anisakiase), lorsqu'il s'agit d'un parasite mâle incapable de pondre des œufs (ascaridiose) ou d'un parasite au stade immature souvent en migration larvaire dans les tissus et donc trop jeune pour émettre des œufs ou des larves lorsque

le parasite (ses œufs ou ses kystes) n'est pas éliminé par voie intestinale (par exemple, œufs de *Schistosoma haematobium* éliminés dans les urines) ;

- L'EPS peut ne pas être contributif au cours de l'oxyurose (quelquefois aussi avec les œufs de ténia) où les œufs se retrouvent volontiers au niveau de la marge anale. (25, 72, 73,74)

1.3. Préparation du malade

L'examen parasitologique des selles doit se pratiquer trois à quatre jours après l'arrêt de certaines substances médicamenteuses qui pourraient gêner son interprétation :

1. Tous les antiseptiques intestinaux qui, même s'ils ne sont pas totalement amœbicides sont souvent amœbostatiques et induisent des résultats faussement négatifs ;
2. les antibiotiques et les sulfamides qui, en agissant sur la flore intestinale, nuisent aux protozoaires et dont certains réduisent peut-être la fréquence de ponte des vers ;
3. Les laxatifs ou adsorbants intestinaux divers (charbon, mucilages) et antidiarrhéiques ; (68)
4. Les protozoaires intestinaux peuvent être masqués pendant 5 à 10 jours après l'ingestion de baryum et d'autres substances, telles que l'huile de ricin ou l'huile minérale, le bismuth, et les préparations anti diarrhéiques non absorbables, peuvent interférer avec la récupération des parasites. (77)

Pendant les 3 jours précédant l'examen de selles il faut

- Conseiller un régime à faibles résidus cellulosiques (biscottes, pâtes, riz, œuf, laitage, poisson) ;
- Éviter : choux, salades, légumes verts et secs (lentilles, haricots, petits pois), pomme de terre, fruits (surtout poires, pommes, fraises, figues) ;
- Éviter l'administration d'un purgatif qui diminue la concentration des parasites. (78)

1.4. Fiche de renseignements : (interrogatoire du patient) (annexe 6)

Elle permet de fournir des éléments d'orientation du diagnostic elle doit contenir :

- Nom, prénom, sexe, âge du malade ;
- La notion du traitement en cours (notamment antiparasitaires) ; (79)
- La notion de séjours brefs ou prolongés, récents ou anciens en zones d'endémie sera précisée ;
- Le mode de vie, urbain ou rural, la présence d'animaux familiers, l'existence d'une pathologie identique dans la famille ou le voisinage ; (74)
- Enfin, l'existence d'un syndrome d'immunodépression, quelle que soit son origine (oncologique, hématologique, iatrogène, primitive ou acquise liée au VIH ...) doit être précisée car il impose la recherche de parasitoses opportunistes rares et pouvant être asymptomatiques chez l'immunocompétent : anguillulose, cryptosporidiose, isosporose, ou cyclosporose. (73)

1.5. Prélèvement des selles

- La totalité de la selle doit être recueillie sans urines (celles-ci tuent les protozoaires) et dans un récipient propre (mais non stérile), sec et transparent (ce qui permet une étude macroscopique du recueil). (78) L'idéal est de demander au patient de déféquer au laboratoire, afin d'éviter la destruction des formes trophozoïtes des Protozoaires (80) tandis que les kystes et les œufs se conservent bien pendant plusieurs jours à température ambiante ; (78)
- La quantité de selle doit être suffisante pour permettre la mise en œuvre de toutes les techniques nécessaires ;
- Il est recommandé d'examiner plusieurs échantillons de selles avant d'écarter la possibilité d'une infection parasitaire, car l'élimination des parasites est discontinue (périodes muettes). (81)

1.6. Examen parasitologique des selles

Tout compte-rendu d'examen coprologique doit comporter une description des selles (examen macroscopique) et un examen microscopique.

1.6.1. L'examen macroscopique : renseigne sur la consistance des selles, la présence de mucus sanglant ou non (c'est dans le mucus que les formes hématophages d'amibes sont recherchées), la présence éventuelle de parasites adultes visibles à l'œil nu (oxyures, ascaris, anneaux de ténia). (25)

1.6.2. L'examen microscopique : Comporte obligatoirement un examen direct des selles fraîches utilisé pour évaluer la motilité des trophozoïtes des amibes et des flagellés dans les selles diarrhéiques, liquides ou molles. Il permet également d'observer les œufs et les larves d'helminthes, les kystes de protozoaires et les oocystes de coccidies, et un examen après enrichissement, dont l'objectif est de concentrer les parasites trop rares pour être décelés à l'examen direct. (82)

1.6.2.1. Examen direct à l'état frais

Le frottis humide direct est préparé en mélangeant une petite quantité de selles fraîches non conservées avec quelques gouttes de solution saline à 0,85 %. Détecte principalement les trophozoïtes mobiles des protozoaires, les larves mobiles de *Strongyloïdes* sp. Peut permettre également de détecter les parasites qui se concentrent difficilement. (83)

1.6.2.2. Examen direct après coloration

Objectifs

- Confirmer l'identification des kystes de protozoaires ;
- Dépister les parasites qui se concentrent moins bien. (84)

1.6.2.2.1. Colorations immédiates

On prend une goutte de la dilution dans de l'eau physiologique avec une goutte du colorant.

Tableau XVII : colorations immédiates (79 ,85)

Coloration	Intérêt
Au Lugol double	Elle colore la chromatine des noyaux en couleur foncée. Les levures se colorent en jaune-brun.
Au MIF	Permet une bonne observation des structures nucléaires (chromatine, caryosome) nécessaires à l'identification des formes végétatives ou kystiques de nombreux protozoaires en particulier les amibes. La membrane nucléaire des protozoaires est colorée en brun- noir Les corps sidérophiles sont colorés en rouge vif.
Au bleu de methylene	Identification des formes végétatives d'amibes.
Au cristal violet de Bailenger	La coloration des kystes et des formes végétatives.

Composition des réactifs : annexe 4

1.6.2.2. Colorations permanentes

Lorsque le diagnostic est orienté, des colorations spécifiques sont réalisées. A titre d'exemple pour la recherche de cryptosporidies on effectue la coloration de Ziehl-Neelsen modifiée ou bien la technique de Weber pour la recherche des microsporidies.

Tableau XVIII : colorations permanentes (68, 84, 16,86)

Coloration	Intérêt
Coloration de HEIDENHEIN à l'hématoxyline ferrique	Colore les noyaux des amibes en noir sur fond gris ce qui permet de différencier entre les espèces
Coloration de Kohn (au noir chlorazol)	Cette coloration permet de colorer les trophozoïtes en gris et de bien voir la structure des noyaux. Les kystes apparaissent en bleu pâle avec des noyaux bien nets. C'est une technique facile à réaliser.
Coloration au trichrome de Weber	Mettre en évidence les spores de microsporidies qui apparaissent rose sur fond vert
Coloration de Zeihl Neelsen modifiée par Henriksen et Poblenz	Les cryptosporidies apparaissent en rose fushia sur fond vert ou bleu.
Coloration de Kinyoun (acido-alcool-résistance)	- Détecter et différencier les oocystes de <i>Cryptosporidium</i> des levures présentes dans les selles. - Identifier les oocystes de <i>Cystoisospora (Isospora) belli</i> ou de <i>Cyclospora cayetanensis</i> .

Composition des réactifs : annexe 4

1.6.2.3. Examen après concentration

Le but des techniques de concentration est de réunir dans un faible volume les éléments parasitaires initialement dispersés dans une grande masse de selles, et cela permettra d'augmenter les chances de mise en évidence du parasite et de faciliter le diagnostic. En pratique, un examen coprologique de qualité associe un examen direct (état frais / coloration) et deux techniques de concentration d'un principe différent. (16)

1.6.2.3.1. Techniques physiques (68,16, 87, 88, 89)

1.6.2.3.1.1. Techniques de sédimentation

Tableau XIX : techniques de sédimentation

Techniques de sedimentation					
	Principe	Diluant	Avantages	Inconvénients	Intérêt
Sédimentation simple	Séparation des parasites du reste du bol fécal selon la densité ainsi les éléments parasitaires vont sédimenter.	Eau du robinet	Simple et facile à réaliser	Interférences avec les cellules végétales (féculents...) qui sédimement aussi vite que les parasites recherchés.	Technique recommandée pour les larves d'anguillule et les œufs d'ascaris non fécondés.
Méthode de Faust et Ingalls en eau glycinée		Eau glycérolée à 0,5%	- Conserver un maximum de parasites - Aucune contrainte technique.	L'examen microscopique peut être rendu difficile par la présence de certains résidus.	Rechercher les œufs de <i>Schistosoma mansoni</i> mais permet aussi de trouver œufs d'Ascaris non fécondés et larves d'anguillule.

1.6.2.3.1.2. Techniques de flottation

Tableau XX : techniques de flottation

Techniques de flottation					
	Principe	Diluant	Avantages	Inconvénients	Intérêt
Méthode de Willis	Séparation des parasites du reste du bol fécal selon la densité (parasites moins denses que la solution utilisée).	Solution saturée de NaCl (densité= 1,2 : supérieure à celle du parasite).	Réalisation rapide et de coût réduit	La solution de chlorure de sodium pénètre assez facilement dans les œufs et il ne faut pas dépasser le temps prescrit dans le déroulement de la technique.	Œufs d'Ankylostomes, d'ascaris fertiles et ceux d'hymenolepis.
Méthode de Faust simplifiée		Solution saturée de sulfate de zinc (sulfate de zinc 331 g, eau qsp 1000 ml)	Efficacité et coût réduit.	-La densité du liquide de dilution est proche de celle de la solution de Willis -difficulté pour se procurer le corps chimique de base qui est le sulfate de zinc - Elle exige l'utilisation d'une centrifugeuse	Mise en évidence des œufs d'helminthes
Méthode de Janeckso et Urbanyi		Solution iodo-mercurique	Réalisation rapide et de coût réduit.	-Réactif toxique et corrosif -cette technique déforme les kystes des protozoaires sauf (giardia)	Concentre bien les œufs de grande douve, de schistosomes et d'ankylostomes. Elle concentre assez bien les embryophores de ténia et les œufs de trichocéphale.

Composition des réactifs : annexe 4

1.6.2.3.2. Techniques physicochimiques (biphasiques)

Tableau XXI : techniques biphasiques (16,68)

Technique	Principe	Diluant	Indications
Ritchie Modifiée	Réaliser pour chaque élément fécal un coefficient de partage qui dépendra de sa balance hydrophile /lipophile, permettant ainsi de concentrer les éléments fécaux dans le culot	Formol 10% + solution d'éther éthylique	Œufs d'helminthes et kystes de protozoaires
Bailenger		Tampon acéto-acétique à pH 5 + solution d'éther éthylique	Concentre bien les kystes (giardia, amibes) et les œufs de trichocéphale et d'ankylostome
MIF concentration		Solution de MIF + solution d'éther éthylique	Œufs de schistosomes, d'ascaris Kystes de protozoaires
Telemann Rivas		Acide acétique à 0,5% + solution d'éther éthylique	Œufs de douve, trichocéphale, ankylostomes Kystes de giardia et d'amibes
Méthode de Thébault simplifiée (Valentin et Solle)		Solution d'acide trichloracétique + solution d'éther éthylique	Rares kystes observés à l'examen direct ou après une méthode altérant leur morphologie

Composition des réactifs : annexe 4

1.6.2.3.3. Méthodes spécifiques

Tableau XXII : méthodes spécifiques (68,16)

Technique	Intérêt
Scotch test de Graham	C'est un test qui permet la récolte des œufs d'oxyure déposés sur les plis anaux, au moyen de cellophane adhésive et d'un tube ou abaisse langue. Ce test met en évidence les œufs de <i>Tænia saginata</i> . Le prélèvement doit être effectué le matin avant la toilette et avant d'aller à la selle, il faut manipuler avec des gants car les œufs sont infestants.
Technique de Kato katz	Il s'agit d'une technique réservée à la recherche des œufs d'helminthes, plus particulièrement les œufs d'Ascaris et de Trichocéphales. Employée pour compter les œufs ; il suffit de peser une quantité fixe de selles (20 mg) et de multiplier par 50 le nombre obtenu pour avoir le nombre d'œufs par gramme avant la correction due à l'aspect de la selle.

Baermann	Elle consiste à mettre la selle dans une passoire pointue tapissée de 2 couches de gaz, puis la passoire est posée sur un entonnoir fermé par un robinet et contenant de l'eau à 40°C en immergeant le fond de la passoire. En deux heures les larves d'anguillules (ayant un hygrotropisme et un thermotropisme positifs) quittent la selle pour venir dans l'eau chaude, enfin le robinet sera ouvert pour recueillir le liquide, puis centrifuger à 1500 tours/min pendant 5 minutes, le culot sera examiné au microscope. La technique est limitée à la recherche des larves d'anguillules.
----------	---

1.7. Coproculture

1.7.1. La coproculture d'helminthes

Elle peut être lancée à toute heure, réalisée avec du matériel à usage unique. Elle est réalisable sur des selles liquides (par adjonction de charbon). Elle permet l'identification des différents ankylostomidés et permet l'enrichissement des larves d'anguillules en présence de femelle parthénogénétique dans la selle. (90) Une coproculture positive peut permettre d'affirmer un diagnostic qu'une concentration ou une extraction de Baermann n'auraient pu prouver. (68)

1.7.2. La coproculture de protozoaires (sporozoaires inclus)

La culture des selles en milieux spécifiques pour protozoaires permet :

- La multiplication de rares amibes ou flagellés observés à l'examen direct et dont le diagnostic n'a pu être établi d'une façon certaine ;
- Mettre en évidence des protozoaires qui n'auraient pas été décelés d'emblée en particulier certains flagellés sans kystes (Pentatrichomonas) ou à kystes rares (Enteromonas) ;
- Pour la préparation d'antigènes ;
- Pour affirmer le diagnostic de genre et d'espèce des coccidies, il est nécessaire de provoquer leur maturation par une coproculture à température du laboratoire. (68)

On utilise des milieux spéciaux comme :

- MILIEU de Dobell et Laidlaw ;
- Milieu LMS Milieu de Diamond ;
- Milieu TYI-S-33 ;
- Milieu HSP3M2 ;
- Milieu LE (Locke RÉgg) ;
- Milieu de Robinson Milieu de Jones. (9)

Composition des milieux de culture (annexe 5)

1. Traitement

1.1. Traitement médicamenteux

En l'absence de vaccin réellement efficace, le traitement antiparasitaire est essentiellement médical. Il fait appel à des médicaments peu toxiques dont l'efficacité permet l'emploi en traitement individuel ou de masse. Ces molécules appartiennent à différentes classes thérapeutiques. (92,93)

Tableau XXIII : Principaux antiparasitaires utilisés dans le traitement des parasitoses intestinales. (2 ,94)

Parasitose	Traitement (DCI) 1ere intention Alternative*	Posologie (adulte et enfant)		Durée (jours)
Amibiase intestinale	Métronidazole	500 mg x3/j	35 à 40 mg/kg/j	5 à 10
	Ornidazole*	500 mg x2/j	25 à 30 mg/kg/j	5 à 10
	Tinidazole*	2 g/j en une prise	50 à 60 mg/kg/j	2 à 3
Giardiase	Métronidazole	250 mg x3//j 400 mg/j	15 mg/kg/j en trois prises	5
	ou Albendazole			5
	Tinidazole*	2 g en une prise	50 mg/kg (maximum 2 g)	1
Flagelloses intestinales mineures	Métronidazole	1 g/j		10
Balantidiose	Tétracycline	2 g/j en quatre prises	40 mg/kg/j (maximum 2 g)	5
	Métronidazole*	750 mg x3//j	35 à 50 mg/kg/j	10
Cryptosporidiose	Paramomycine	2 g/j/30 j		
Cyclosporose -Sujet Immunocompétent -sujet immunodéprimé	Cotrimoxazole	2 cp/j/7 j 1 cp quatre fois/j/10		
Isosporose	Cotrimoxazole	4 cp/j/10 j puis 2 cp/j/21 j		
Blastocystose	Métronidazole	1 à 2 g/j/10 j		

Ankylostomose	Mébéndazole ou	200 mg/j	3
	Albéndazole ou	400 mg en prise unique	1
	Flubéndazole	200 mg/j	3
	Pyrantel*	11 mg/kg/j (maximum 1 g)	3
Anguillulose	Ivermectine	200 µ/kg/j	2
	Albéndazole* ou	400 mg/j	3
	Thiabendazole*	50 mg/kg/j en deux prises (maximum 3 g/j)	2
Ascaridiose	Mébéndazole ou	200mg/j	3
	Albéndazole	400 mg en prise unique	3
	Pyrantel*	11 mg/kg (maximum: 1 g)	1
Oxyurose	Mébéndazole ou	100 mg puis 2e cure à j15	
	Albéndazole ou	400 mg puis 2e cure à j15	
	Flubéndazole	100 mg puis 2e cure à j15	
	Pyrantel*	11 mg/kg (maximum : 1 g) puis autres cures j15 et j45	
Trichocéphalose	Albéndazole	400 mg en prise unique	1
	Flubéndazole*	200 mg/j	3
	Mébéndazole*	200 mg/j	3
Tœniasis	Praziquantel	10 mg/kg en prise unique	1
Bothriocéphalose	Niclosamide*	2 g 2 à 7 ans : ½ dose	
		< 2 ans : ¼ dose	
Hyménolépiase	Praziquantel	25 mg/kg en prise unique	1
	Niclosamide	2 g 30 mg/kg/j	7
Distomatose intestinale	Praziquantel	75 mg/kg en trois prises	1
Bilharziose	Praziquantel	40 mg/kg en deux prises	1

1.2. Traitement chirurgical

Il est indiqué dans le cas de complications de certaines parasitoses telles que l'ascaridiose où le parasite peut occasionner une appendicite, une angiocholite, une pancréatite, ou des occlusions intestinales (Ascaris très nombreux) et ça peut aller à la perforation (95)

2. Prophylaxie

Malgré les investissements et les recherches substantielles, aucun vaccin n'est encore disponible pour la prévention des infections parasitaires humaines. (1) La lutte contre les parasitoses intestinales met en œuvre un ensemble de mesures destinées à interrompre la transmission et à protéger le terrain réceptif. (96)

2.1. Prophylaxie individuelle :

La prophylaxie individuelle consiste à éviter l'infestation du sujet sain en s'attaquant à un seul niveau du cycle (empêcher la pénétration, destruction après pénétration, bloquer son développement...). (43) Elle est basée essentiellement sur des mesures d'hygiène corporelle et des aliments, cette prévention nécessite l'adoption de certaines habitudes qui sont :

- l'hygiène des mains qui consiste à se laver les mains fréquemment, surtout après chaque selle et avant chaque repas, et à garder les ongles courts et propres ;

-l'hygiène alimentaire qui impose le nettoyage soigneux des fruits et des légumes consommés crus, une bonne cuisson des viandes de bœuf ou de porc, une congélation ou une cuisson des poissons ;

-port de chaussures qui est efficace mais illusoire dans le cadre de certaines professions (agriculture par exemple) ;

-éviction des bains dans les eaux stagnantes ;

-consommer de l'eau portée à ébullition au moins une minute, ou désinfectée par l'hypochlorite de sodium, mais il faut tenir compte que les kystes de *Giardia intestinalis* l'oocyste des cryptosporidies sont résistants à la chloration. (96, 27, 97)

2.2. Prophylaxie collective :

La prophylaxie collective touche tous les maillons vulnérables du cycle épidémiologique du parasite afin de protéger une population.

Elle est basée sur les mesures suivantes :

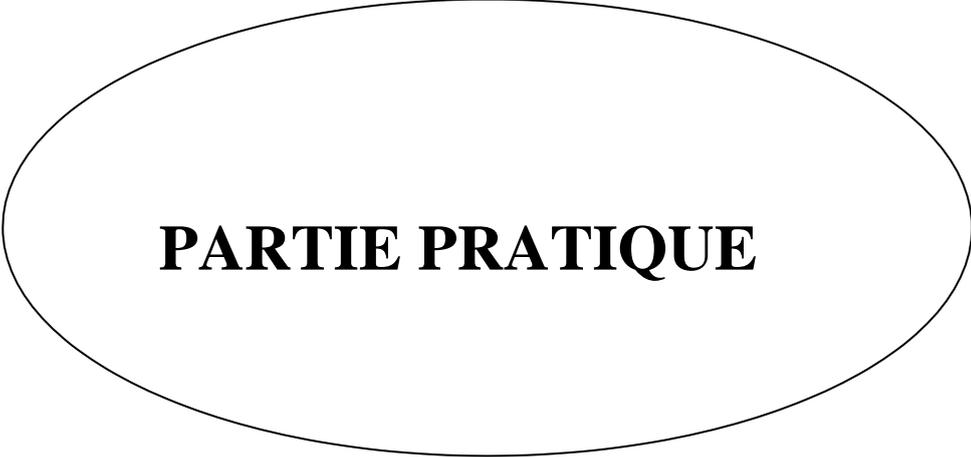
2.2.1. Lutte contre le péril fécal

Les parasitoses du tube digestif sont liées au péril fécal. Ce fléau qui sévit dans les pays en voie de développement, est dû à la dissémination incontrôlée des déjections humaines contenant œufs et kystes de divers parasites. La chaîne naturelle du péril fécal met en jeu plusieurs éléments entre le réservoir de parasites et l'homme : aliments, mains, mouches, sol et eau. Pour une bonne efficacité, il convient d'attaquer tous ces éléments. (2)

2.2.2. Prévention de la dissémination dans l'entourage :

Les mesures d'hygiène s'appliquent à la personne contaminée et à son entourage, en particulier sa famille :

- Nettoyage et désinfection des objets de de la personne infestée surtout les enfants ;
- Nettoyage des chambres d'écoles ;
- L'hyménolepiase et l'oxyurose qui ont en commun le risque d'auto-infestation nécessitent un traitement prolongé et une répétition des cures ainsi qu'un traitement simultané de l'entourage ;
- L'amélioration du niveau de vie et des conditions sanitaires. (96 ,98)



PARTIE PRATIQUE

Matériel et méthodes

1. Objectifs du travail

1.1. Objectif principal

Evaluer la fréquence des parasitoses intestinales humaines diagnostiquées au service de parasitologie-mycologie médicales du CHU de TIZI OUZOU. Les échantillons de selles examinés proviennent de malades hospitalisés ou consultant en externe.

1.2. Objectifs secondaires

- Identifier les différentes espèces parasitaires en cause.
- Faire une étude comparative entre les deux techniques biphasiques (Ritchie et Bailenger)

2. Matériel et méthodes

2.1. Matériels et réactifs de laboratoire

2.1.1. Matériels

Le matériel utilisé pour la réalisation de cette étude (Figure 15).

- Pots transparents ;
- Baguettes en verre ;
- Lames et lamelles ;
- Micropipettes et embouts ;
- Flacons d'eau de Javel : Pour la décontamination des baguettes utilisées ;
- Gants ;
- Plateau ;
- Eprouvette + Erlenmeyer ;
- Portoirs ;
- Spatule ;
- Bouchons en caoutchouc pour les tubes à centrifuger ;
- Verres à pieds ;
- Une pince ;
- Papier filtre ;
- Boîte de pétri ;
- Tubes à centrifuger à fond conique ;
- Bacs Borrel (colorations) ;
- Entonnoirs de verre.



*Figure 15 : Matériel de laboratoire utilisé pour le diagnostic des parasitoses intestinales.
(CHU. TIZI OUZOU. 2020)*

2.1.2. Appareils : (Figure 16)

- Balance électronique ;
- Centrifugeuse ;
- Microscope optique.



*Figure16 : Appareils utilisés pour le diagnostic des parasitoses intestinales.
(CHU. TIZI OUZOU. 2020)*

2.1.3. Réactifs : (Figure 17)

- Eau physiologique ;
- Lugol ;
- Eau distillée ;
- Solution de formol commerciale à 37% ;
- Ether ;
- M.I.F ;
- Colorant vert de malachite ;
- Colorant bleu de méthylène ;
- Méthanol ;

- Chlorure de sodium (pour préparer le réactif de Willis « solution NaCl à 25 % ») ;
- Solution de la fuchsine phéniquée.



Figure 17 : réactifs utilisés pour le diagnostic des parasitoses intestinales.
(CHU. TIZI OUZOU. 2020)

2.2. Méthodes

2.2.1. Protocole d'étude

2.2.1.1. Lieu et période d'étude

Nous avons effectué notre étude descriptive prospective des parasitoses intestinales humaine au niveau du service de Parasitologie et Mycologie du CHU de Tizi-Ouzou, durant la période allant du mois de décembre 2019 au mois de février 2020

Nombre de sujets examiné : 251 sujets

Age : toute tranche d'âge

Sexe : F et M

Sujets hospitalisés au sein des services cliniques de la wilaya de Tizi Ouzou ou externes consultant pour motif médical (présentant des symptômes) ou pour simple contrôle.

2.2.1.2. Critères d'inclusion

Tout sujet, externe ou hospitalisé de toute tranche d'âge ramenant au moins un seul prélèvement coprologique fait selon les instructions, associé ou non à un scotch test.

2213. Critères d'exclusion

- Tout sujet sous traitement antiparasitaire ou bien arrêté depuis moins de 15 jours ;
- Un scotch test mal fait ;
- Quand les examens sont pratiqués dans de mauvaises conditions. (Prélèvement contaminé, non-respect du délai ou des conditions d'acheminement au laboratoire...etc.) ;
- Les prélèvements non conformes (quantité insuffisante, autre prélèvement au lieu de selle ou de scotch test...etc.)

2214. Critère de jugement

Un résultat positif est validé qu'après mise en évidence de parasites sous leurs différentes formes (formes végétatives, kystes, œufs, adultes ...etc.) par l'examen parasitologique des selles et/ou le scotch test de Graham.

2215. Considérations éthiques

- La collecte des données a été réalisée après un consentement volontaire et éclairé des sujets.
- L'accueil du malade et son interrogatoire devront être effectués discrètement.

2216. Saisie des données et analyse statistique**2.2.2. Procédures****2221. Collecte de données (annexe 6)**

Les informations ont été recueillies auprès de 251 patients suivant des fiches remplies par ces derniers en partie. Les questionnaires renferment les informations suivantes d'une part et les résultats des examens parasitologiques et des scotchs tests anaux d'autre part :

- Nom et prénom du malade ;
- Age ;
- Adresse ;
- Service ;
- Motif de consultation ;
- Symptômes ;
- Maladies sous-jacentes ;
- Traitement en cours.

2222 Recueil des prélèvements :**❖ Prélèvement de selles : (figure 18)**

- Tous les patients de la population d'étude ont reçu des récipients propres et secs portant un numéro pour effectuer le prélèvement ;
- Les échantillons sont transmis au laboratoire, enregistré dans un registre et examinés sans trop tarder ;
- Ces derniers ont fait l'objet d'un examen macroscopique et microscopique (un examen direct à l'état frais, après coloration et des examens après concentration)



Figure18 : Récipient pour le recueil des selles

❖ Les scotchs tests anaux : (figure 19)

En cas de suspicion d'oxyurose (prurit anal) où les œufs sont retrouvés sur la marge anale plus que dans les selles ; le patient reçoit deux lames porte-objet étiquetées (nom et prénom). La méthode de prélèvement est obligatoirement expliquée à chaque patient et elle consiste à :

Plusieurs matins de suite, au réveil, avant la défécation il faut essuyer la marge anale, en la dépliant si possible, avec le côté adhésif d'une bande de cellophane transparente du type (scotch), la retirer et la coller sur une lame porte-objet.



Figure 19 : Scotch test anal

2223. Diagnostic parasitologique

Le diagnostic se fait sur examen macroscopique et microscopique : un examen direct à l'état frais, un examen après coloration (Lugol, Bailenger, Ziehl-Neelson modifiée) et un examen après concentration (technique de Ritchie, Willis et Bailenger) ; de selles fraîchement émises.

Le scotch test anal de Graham, pour la mise en évidence des œufs d'oxyures et de *tania saginata* retrouvés dans la marge anale et absents dans les selles.

✓ Préparations préalables des réactifs utilisés

▪ La préparation du formol à 10%

Le formol à 10% constitue la solution de dilution utilisée dans la technique de Ritchie, son protocole opératoire est le suivant (Figure 20) :

- a-Rincer toute la verrerie avec de l'eau distillée ;
- b-Dans une éprouvette, prélever 100 ml de la solution mère du formol à 36 % ;
- c-Verser le dans un erlenmeyer à 1L ;
- d-Compléter le volume par de l'eau distillée (900ml) ;
- e-Mélanger et verser la solution dans un flacon pour l'utiliser ultérieurement.



Figure 20 : protocole opératoire de la préparation de la solution du formol 10%.

▪ Préparation du tampon acéto-acétate

Pour préparer une solution tampon, on réalisera un mélange entre un acide faible et sa base conjuguée. La solution sera tamponnée à un pH égal au pKa du couple.

Une solution tampon composée d'acide acétique et d'acétate de sodium en quantités équimolaires à un $\text{pH} = \text{pKa} (\text{CH}_3\text{COOH} / \text{CH}_3\text{COO}^-) = 5.5$

• Protocole : (figure 21)

Dans une fiole jaugée de 1 litre, verser environ 57 ml d'acide acétique pur.

Y verser 82,00 g (1,00 mole) d'acétate de Na en 3 ou 4 fractions, en agitant.

Compléter avec de l'eau distillée jusqu'au trait de jauge



Figure 21 : étapes de préparation du tampon acéto-acétate.

- **Préparation de la solution de Willis**

C'est une solution saturée à 25% en chlorure de sodium.

Préparer 1L de solution en pesant 250g de NaCl dilué dans 750 ml d'eau distillée dans une fiole jaugée.

- ✓ **Examen parasitologique des selles proprement dit**

Une fois les prélèvements de selles parvenus au laboratoire d'analyses, différents types d'examens sont pratiqués :

- Un **examen macroscopique** des selles, au cours duquel sont notés :

La consistance : Molles, moulées, pâteuses, semi-liquides ou franchement liquides, dures, fragmentées homogènes ou hétérogènes.

La couleur : Qui dépend du flux biliaire, elle peut être marron (cas normal) ; brun foncé ou blanche (absence de la bile).

Les éléments surajoutés : La présence de glaires, de pus ou de sang

La présence éventuelle de certains parasites : Nématodes : vers adultes d'*Enterobius vermicularis* (oxyures), ou d'*Ascaris lumbricoides* ; Cestodes : anneaux de tœnia.



Figure22 : anneau de tœnia observé à l'examen macroscopique

- **Examen microscopique**

C'est l'étape essentielle de l'examen parasitologique des selles, il comprend les étapes suivantes :

- ✚ **Examen direct à l'état frais**

Permet de dépister les œufs d'helminthes, les amibes, les oocystes de coccidies, kystes, mais aussi les formes végétatives des protozoaires et leur mobilité.

✓ Technique

- Prélever avec une baguette à différents endroits de la selle ;
- Dissocier les matières fécales dans 10 fois leur volume de l'eau physiologique à 0,9 % pour obtenir une suspension homogène ;
- Mettre une goutte de la suspension sur une lame ;
- Recouvrir d'une lamelle en appuyant légèrement ;
- Observer les lames au microscope optique, d'abord au faible grossissement (x10) pour déceler les œufs et les larves d'helminthes, puis au grossissement moyen (x40) pour rechercher les formes végétatives et kystiques des protozoaires (figure 23).

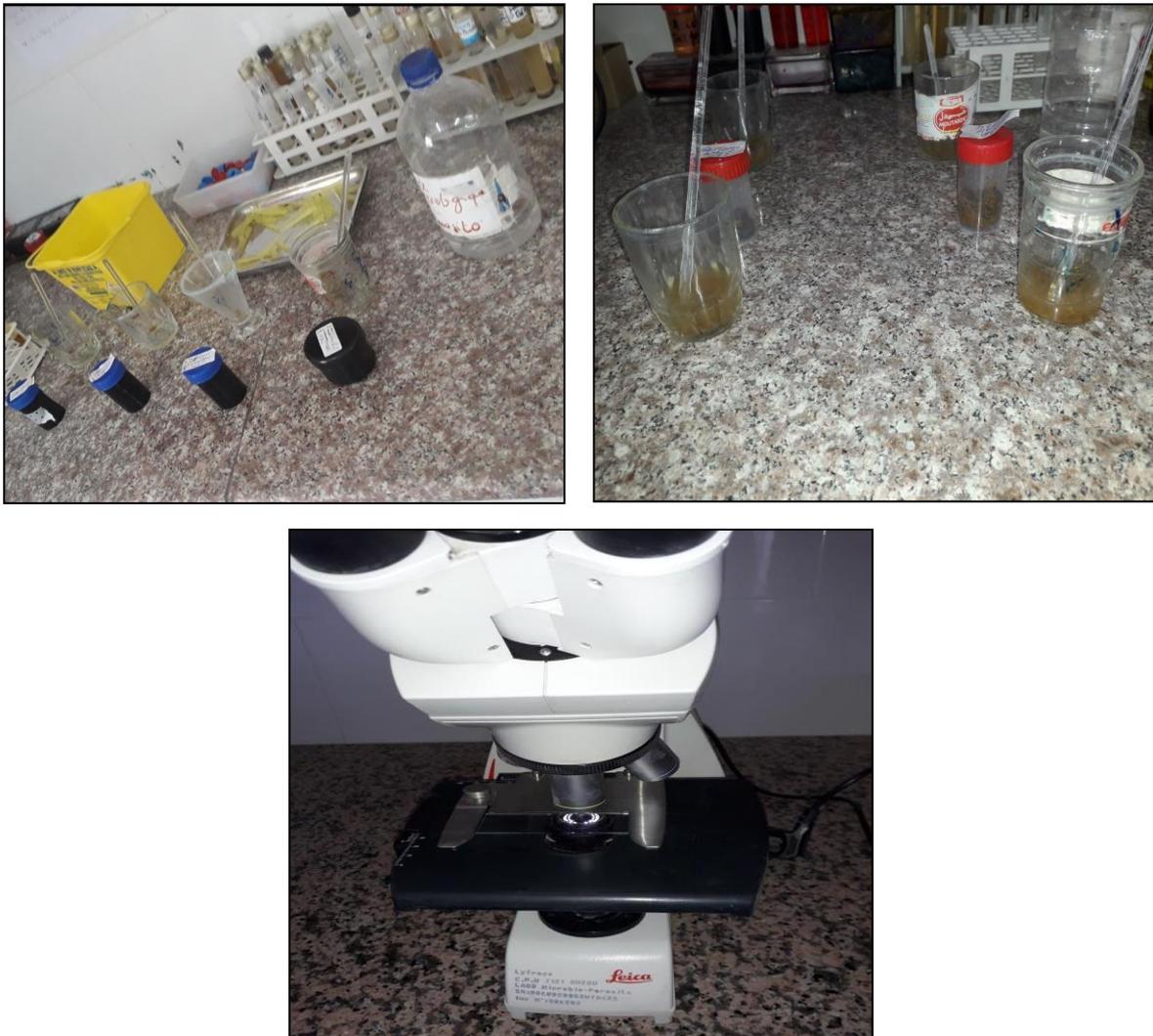


Figure23 : Les étapes de l'examen direct à l'état frais (CHU. TIZI OUZOU. 2020).

✓ Résultats

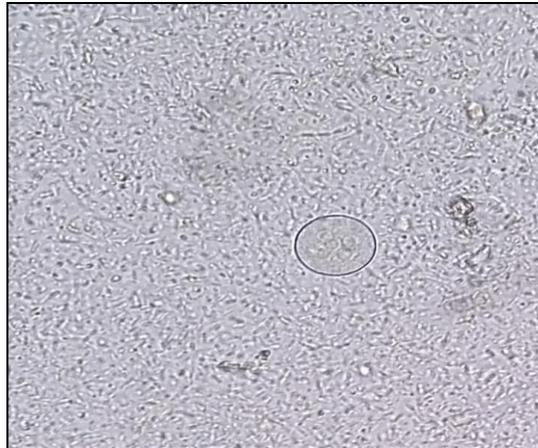
▪ Kyste d'*Entamoeba coli*

Figure24 : kyste d'*Entamoeba coli* Examen direct à l'état frais Objectif $\times 40$.
(CHU. TIZI OUZOU. 2020).

✚ Examen direct après coloration au Lugol :

✓ Réactif

Lugol à 5 %

✓ Composition : (Annexe 4).

✓ Technique : (figure 25)

- Réaliser un examen direct classique ou utiliser le culot de centrifugation d'une technique de concentration ;
- Rajouter une goutte de lugol à 5% ;
- Observer la lame au microscope optique de la même manière que précédemment.

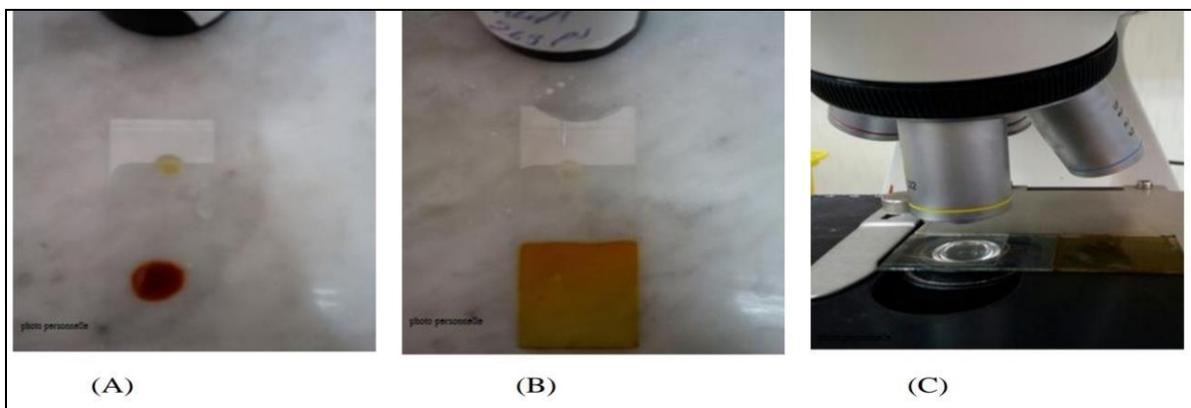


Figure25: Examen après coloration au Lugol
(CHU. TIZI OUZOU. 2020)

✓ **Résultats**

- Kyste de *Pseudolimax butschlii*

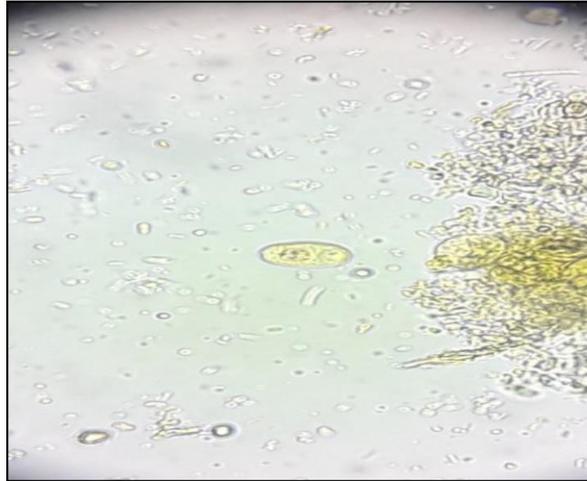


Figure26 : *Forme kystique de Blastocystis hominis après coloration au Lugol Objectif x 40*
(CHU. TIZI OUZOU. 2020)

- Kyste d'*entamoeba histolytica/ dispar*

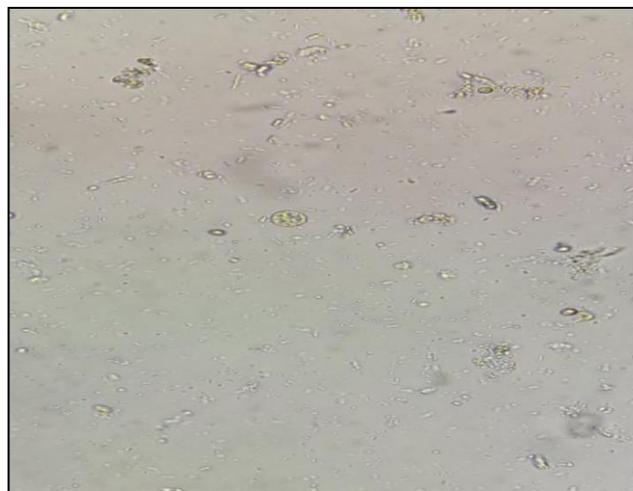


Figure27 : *Forme kystique d'Entamoeba histolytica après coloration au Lugol Objectif x40*
(CHU. TIZI OUZOU. 2020)

- Kyste d'*Entamoeba coli*

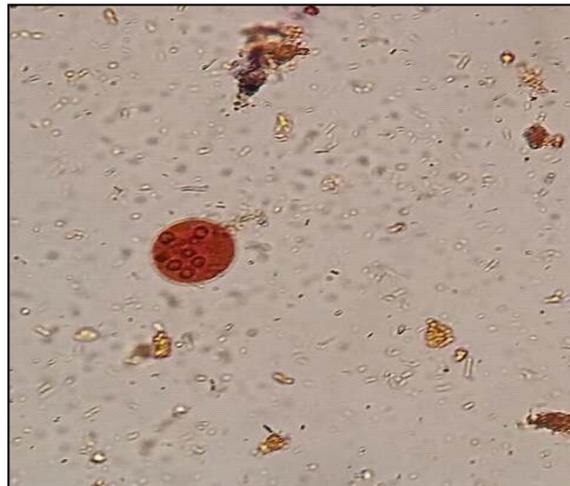


Figure28 : *Forme kystique d'Entamoeba coli après coloration au Lugol Objectif x 40 (CHU. TIZI OUZOU. 2020)*

- Kyste d'*Endolimax nanus*

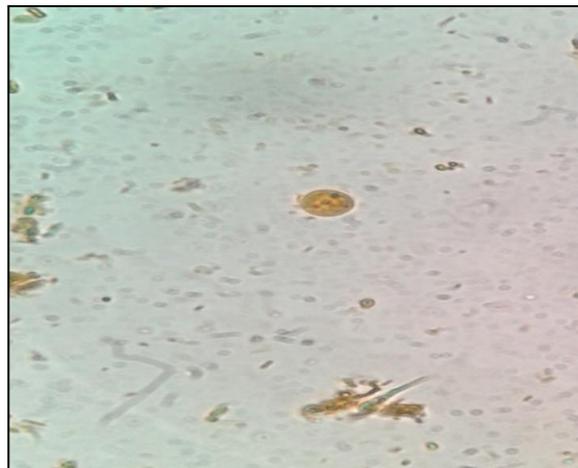


Figure29 : *Forme kystique d'Endolimax nanus après coloration au Lugol Objectif x 40 (CHU. TIZI OUZOU. 2020).*

- Kyste de *Giardia intestinalis* :



Figure 30 : *Forme kystique d'Giardia intestinalis après coloration au Lugol Objectif x 40 (CHU. TIZI OUZOU. 2020).*

Examen direct après coloration Bailenger

✓ **Réactif :**
Cristal violet de Bailenger.

✓ **Composition :** (annexe 4)

✓ **Technique :** (Figure 31)

- Sur une lame porte objet, déposer une goutte de la préparation fécale ou du culot de centrifugatio ;
- Avec le coin de la lamelle, lui mélanger une petite goutte du réactif prélevé avec une micropipette ;
- Recouvrir d'une lamelle ;
- Observer au microscope optique



Figure 31 : *Examen direct après coloration Bailenger (CHU. TIZI OUZOU. 2020)*

Résultats

- Kystes de *Giardia intestinalis*

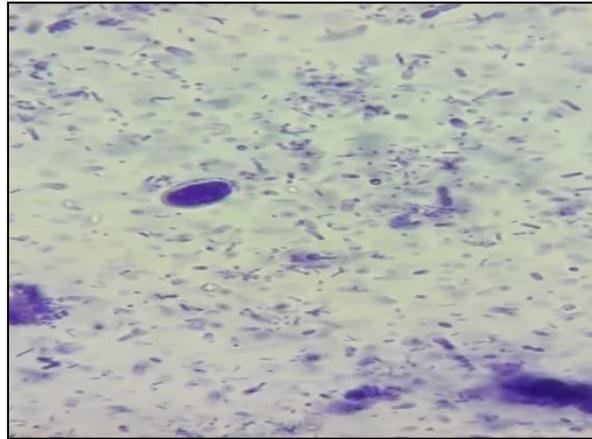


Figure 32 : Forme kystique de Giardia intestinalis après coloration Bailenger

- Kystes d'*Entamoeba histolytica*

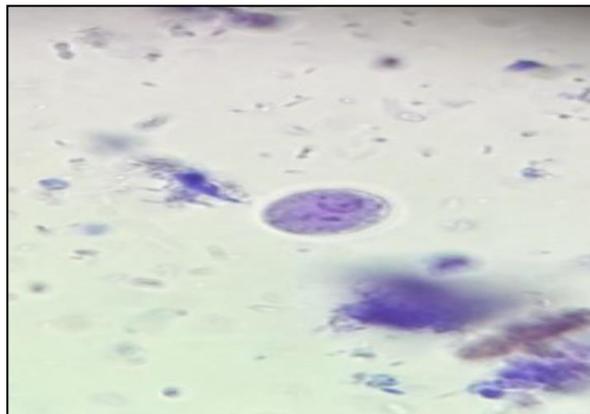


Figure 33 : Forme kystique d'Entamoeba histolytica après coloration Bailenger.

- Kystes de *Pseudolimax butschlii* :



Figure 34 : Forme kystique de *Pseudolimax butschlii* après coloration Bailenger.

✚ Examen après concentration par la technique de Ritchie simplifiée

✓ Réactif

Solution de formol à 10% ;

Solution d'éther éthylique.

✓ Technique : (Figure 21)

- Diluer 1 volume de selle dans 10 volumes de réactif de Ritchie, formol à 10% ;
- Mélanger et laisser sédimenter quelques secondes ;
- Transvaser dans un tube à centrifuger ;
- Ajouter de l'éther (inflammable) : 1/3 d'éther pour 2/3 de mélange ;
- Boucher et mélanger par retournements pendant 30 secondes ;
- Centrifuger 2 min à 1500 tr/min ;
- Eliminer le surnageant par retournements ;
- Faire un examen direct sur le culot de centrifugation.



*Figure 35 : Les étapes de l'examen après concentration par la technique de Ritchie.
(CHU. TIZI OUZOU. 2020)*

✚ Examen après concentration par la technique de Bailenger

✓ Réactif

Tampon acéto-acétique ;
Ether éthylique.

✓ Technique : (figure 36)

- Triturer dans un verre à pied une noisette de selle dans 10 fois son volume dans du tampon acéto acétique à PH = 5.5 ;
- Laisser sédimenter 40 à 50 secondes ;
- Verser le liquide surnageant dans un tube à centrifuger ;
- Ajouter de l'éther (1/3 du volume total du liquide) ;
- Agiter vigoureusement ;
- Centrifuger immédiatement après émulsion 3 minutes entre 1500 et 2000 tours ;
- Jeter le surnageant et prélever le culot avec une micro pipette ;
- Faire un examen direct.



*Figure 36 : Les étapes de l'examen après concentration par la technique de Bailenger.
(CHU. TIZI OUZOU. 2020)*

✚ Examen par la technique de Willis

✓ Réactif

Solution de NaCl à 25 %.

✓ Composition : (annexe 4)

✓ Technique : (Figure 37)

- Diluer dans un verre conique une quantité de selle dans 20 fois son volume dans une solution saturée de NaCl ;
- Homogénéiser ;
- Verser dans un tube conique en verre jusqu'à effleurement du liquide aux bords du tube ;
- Déposer soigneusement une lamelle sur l'orifice du tube ;
- Vérifier que la lamelle recouvre complètement le liquide sans bulle d'air ;

- Laisser reposer la préparation pendant 15 minutes, pour que les œufs remontent en surface et adhèrent à la lamelle ;
- Retirer avec précaution la lamelle ;
- Déposer sur la lame et examiner immédiatement au microscope car la préparation se dessèche très rapidement. (Cristallisation des selles)



*Figure37 : Les étapes de l'examen après concentration par la technique de Willis.
(CHU. TIZI OUZOU. 2020).*

✚ Examen par coloration de Ziehl neelsen

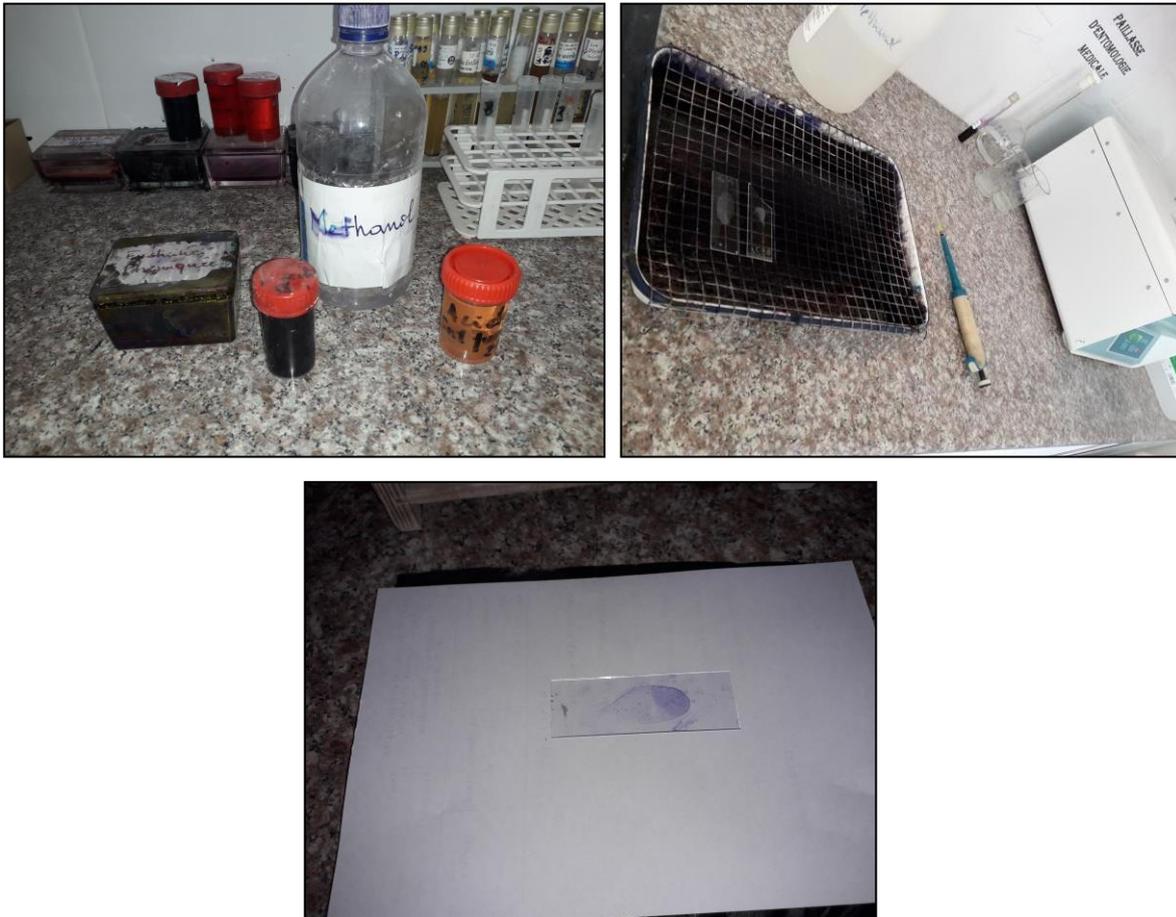
✓ Réactif

- Fushine pheniquée ;
- Solution d'acide sulfurique à 2% ;
- Solution de vert de malachite à 3%.

✓ Composition : (annexe 4)

✓ Technique : (figure 38)

- A partir du prélèvement ou culot de centrifugation, faire un frottis ;
- Laisser sécher le frottis (à l'air ou sur une plaque chauffante à température moyenne) ;
- Fixer à l'alcool méthylique pendant 5 minutes ;
- Sécher de nouveau ;
- Colorer la lame dans un bain de fuchsine phéniquée : 1 heure ;
- Rincer à l'eau puis différencier dans de l'acide sulfurique à 2 % pendant 20 secondes en agitant la lame ;
- Rincer à l'eau puis colorer dans une solution de vert de malachite à 5 % pendant 5 minutes ou dans une solution de bleu de méthylène à 3 % ;
- Rincer à l'eau et sécher à l'air.



*Figure 38 : Les étapes de l'examen par coloration de Ziehl neelsen
(CHU. TIZI OUZOU. 2020)*

✚ Examen des scotchs tests anaux

✓ Technique

Les sections de scotch reçus sur des lames, sont directement observées au microscope optique à l'objectif $\times 10$ pour la mise en évidence des œufs puis $\times 40$ pour la confirmation.

✓ Résultats

On observe les œufs d'*Enterobius vermicularis*. (Figure 39)



Figure 39 : Œuf d'*Enterobius bvermicularis* au scotch test. Objectif $\times 40$
(CHU. TIZI OUZOU. 2020).

RESULTATS ET INTERPRETATIONS**1. Caractéristiques de la population d'étude**

Notre étude porte sur un échantillon de 251 patients adressés au service de parasitologie-Mycologie du CHU Nedir Mohammed de Tizi Ouzou.

Les résultats obtenus ont été répartis selon les critères suivants :

- Age ;
- Sexe ;
- Statut immunitaire ;
- Motif de consultation ;
- La symptomatologie clinique ;
- Les maladies associées ;
- La fréquence globale des parasitoses ;
- Le statut hospitalier ;
- L'examen demandé (EPS ou scotch test anal).

1.1. Répartition selon l'âge

On a étudié la fréquence des parasitoses intestinales en fonction des deux catégories d'âge.

La figure ci-dessous représente cette répartition

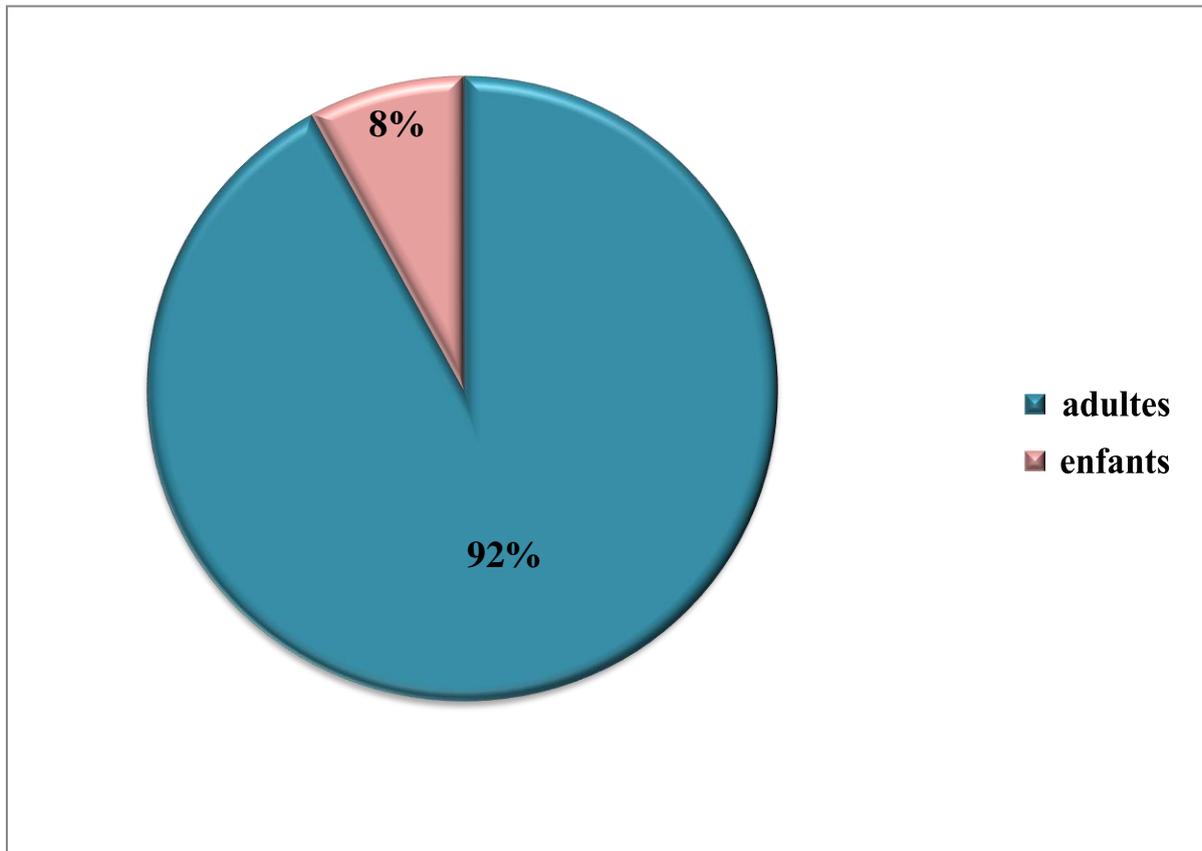


Figure 40 : Répartition de la population étudiée selon l'âge

On remarque que notre population d'étude est constituée majoritairement de sujets adultes avec un pourcentage de 92% contre 8% pour les enfants.

1.2. Répartition selon le sexe

La figure suivante représente la répartition de la population étudiée selon le sexe :

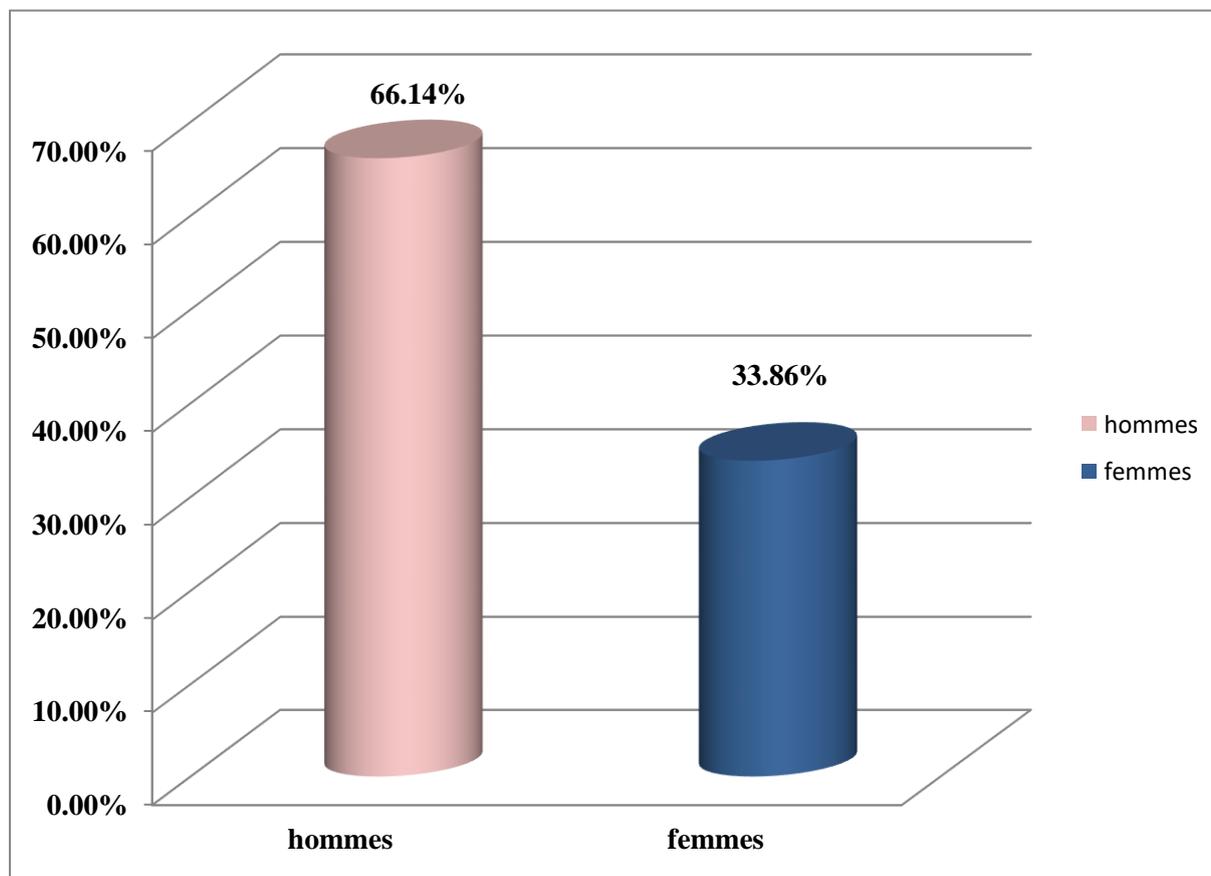


Figure 41 : Répartition de la population étudiée selon le sexe

Parmi les 251 sujets traités durant notre étude, 166 étaient des hommes soit un pourcentage 66,14% tandis que 85 étaient des femmes soit un pourcentage de 33,86%, Le sexe ratio (H/F) de notre échantillon est de 1.95

1.3. Répartition selon le statut immunitaire

Selon le statut immunitaire, la population d'étude est divisée en deux catégories de sujets : les immunocompétents et les immunodéprimés (patients avec greffe rénale, diabétiques, VIH+ et sous chimiothérapie). La figure suivante représente la répartition selon le statut immunitaire :

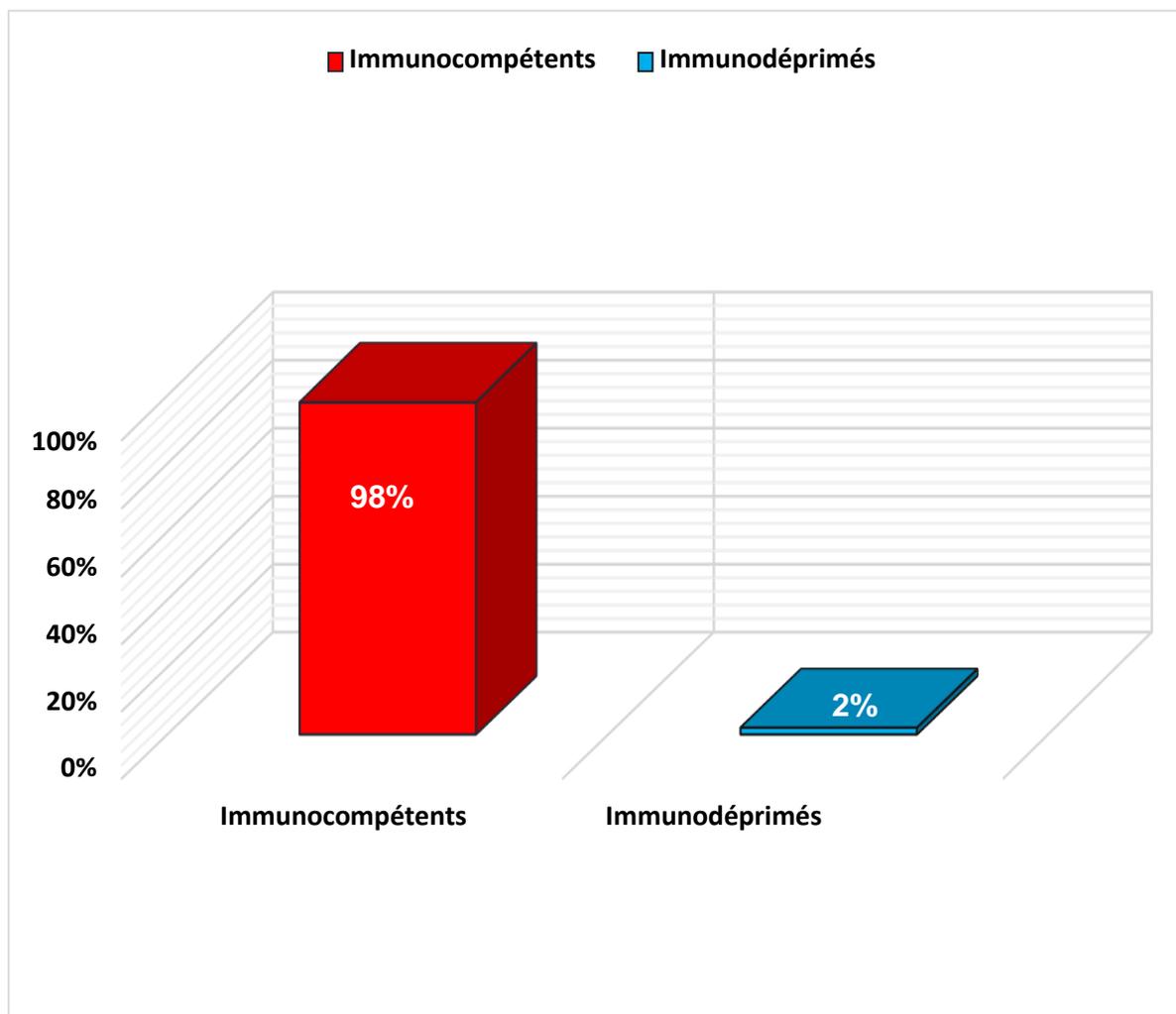


Figure 42 : Répartition de la population étudiée selon le statut immunitaire

On remarque que la grande majorité des sujets inclus dans notre étude sont des immunocompétents (98 %).

1.4. Répartition selon le motif de consultation

La population étudiée est répartie en deux catégories suivant le motif de consultation pour un EPS ou scotch test : soit à cause de signes cliniques évocateurs d'une parasitose intestinale (diarrhées, vomissements, ballonnement, prurit anal, constipation...)

Soit en vue d'un contrôle sanitaire (pour travail comme les cuisiniers) ou qui peut être réalisé dans le cadre d'une recherche d'opportunistes chez les immunodéprimés.

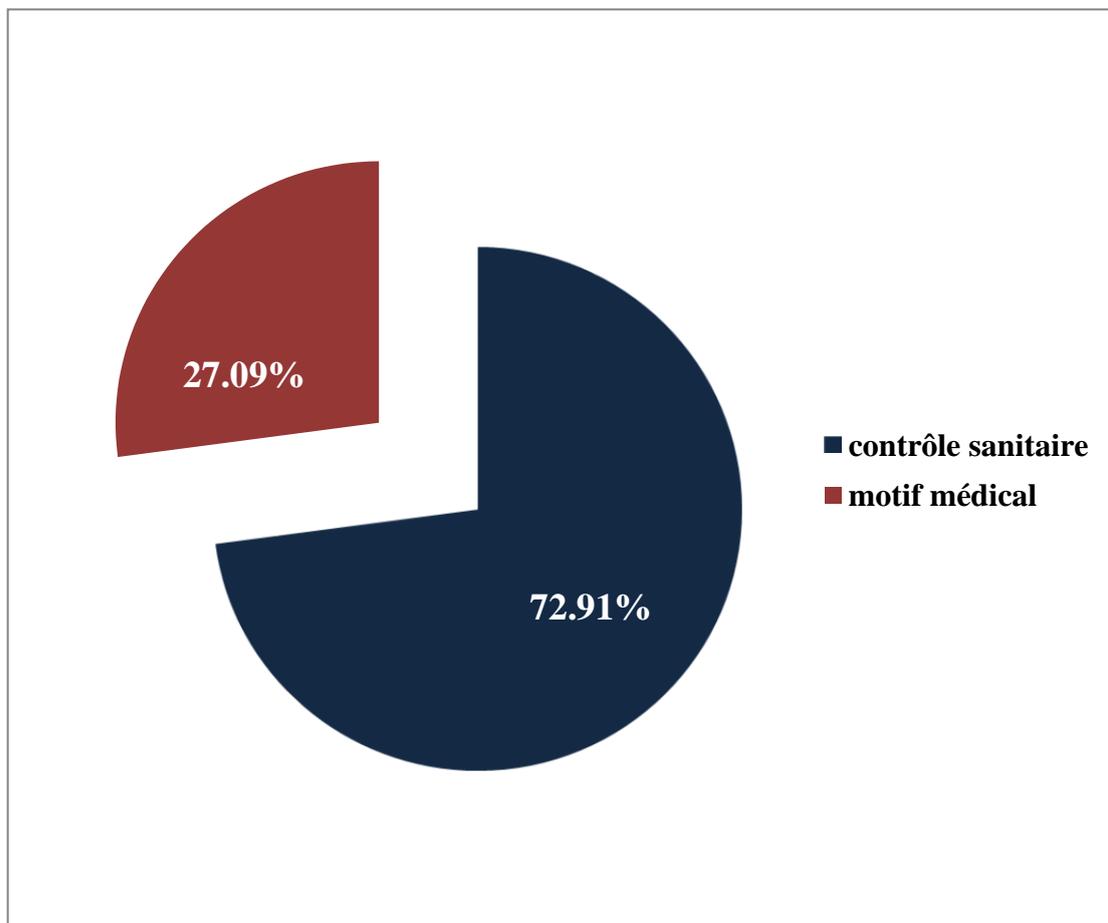


Figure 43 : Répartition de la population étudiée selon le motif de consultation.

Le pourcentage des patients consultant pour contrôle sanitaire est de (72.91%), étant plus important que celui des patients présentant des signes cliniques évocateurs de parasitoses. (27.09%)

1.5. Répartition selon la symptomatologie clinique

Les principaux signes cliniques notés dans les fiches de renseignements remplies par les patients sont illustrés dans la figure suivante :

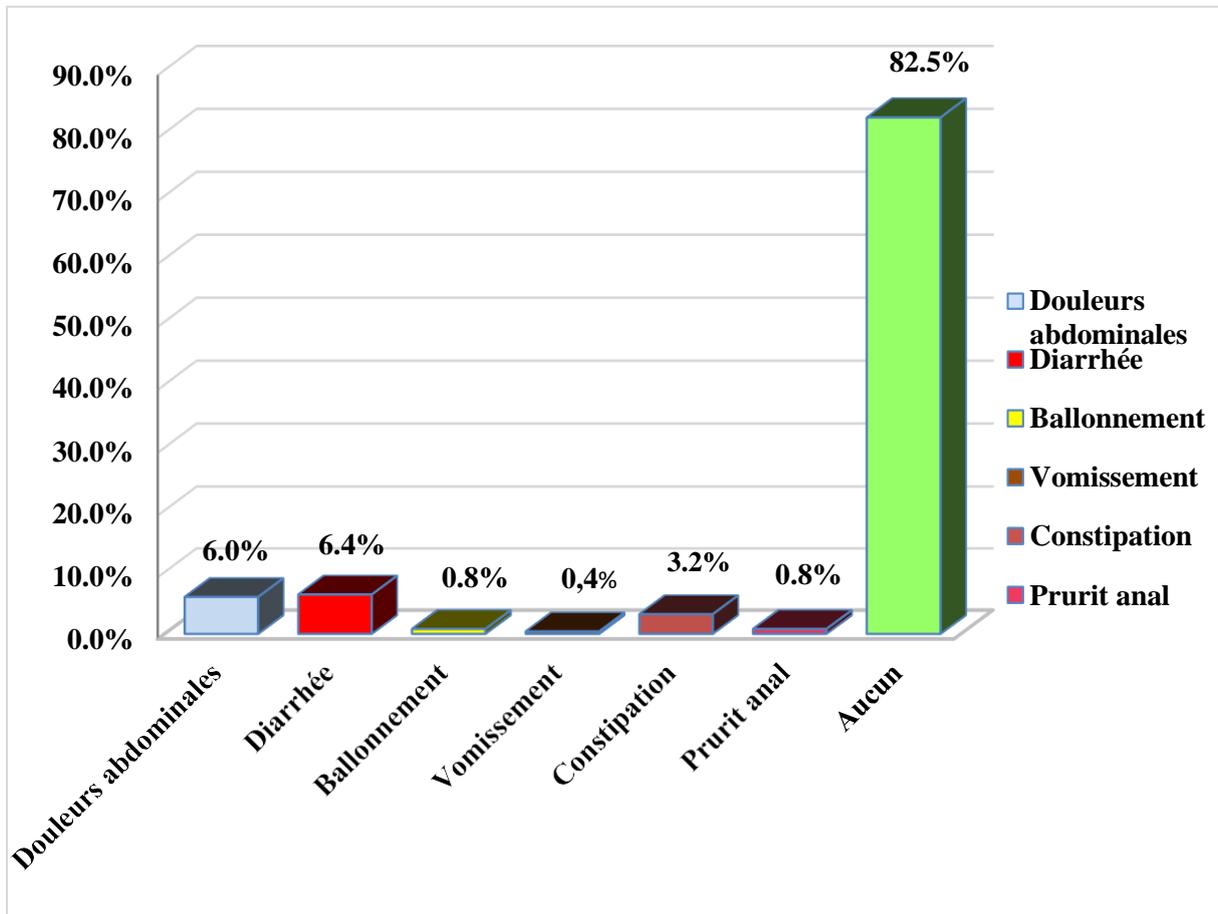


Figure 44 : Répartition de la population étudiée selon la symptomatologie clinique.

On remarque que la majorité des sujets de notre population (82,5 %) ne présente aucun signe clinique (porteurs sains ou contrôle sanitaire). Les signes cliniques les plus rencontrés sont : les douleurs abdominales (6%) de la population étudiée, et la diarrhée (6,4 %). Alors que les ballonnements, vomissements, constipation, prurit anal, et constipation sont nettement faibles avec des taux allant de (0.4% à 3.2%).

1.6. Répartition selon les maladies associées

Le graphe suivant montre la répartition de notre population selon la présence ou l'absence d'une maladie associée (maladies rénales, maladies infectieuses, maladies digestives, cancer...etc).

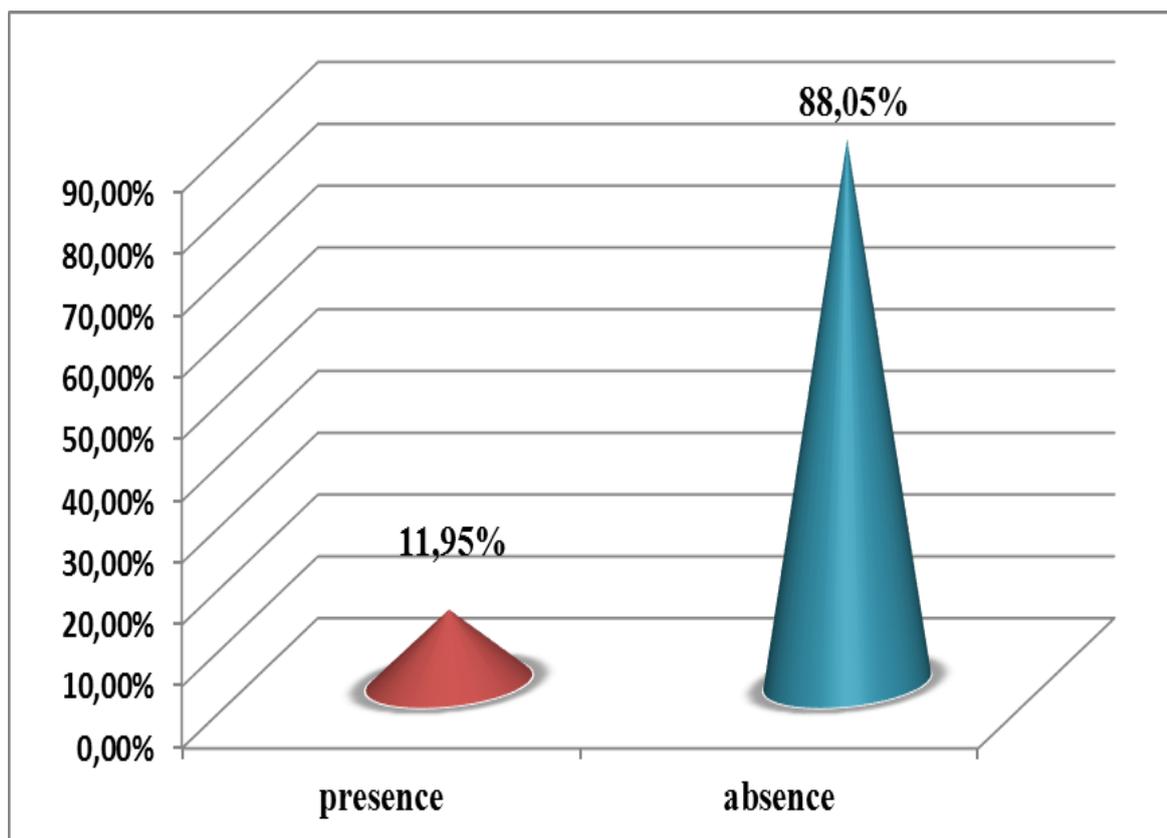


Figure 45 : Répartition de la population étudiée selon la présence ou l'absence de maladies associées

On remarque que sur les 251 sujets, (88,05 %) ne présentent aucune pathologie associée.

1.7. Répartition selon la fréquence globale des parasitoses intestinales

Les résultats obtenus des EPS et des scotchs tests anaux réalisés sur l'ensemble de notre population renseignent sur la fréquence globale des parasitoses intestinales.

Le graphe suivant représente la répartition de la population étudiée selon la positivité et la négativité des résultats obtenus :

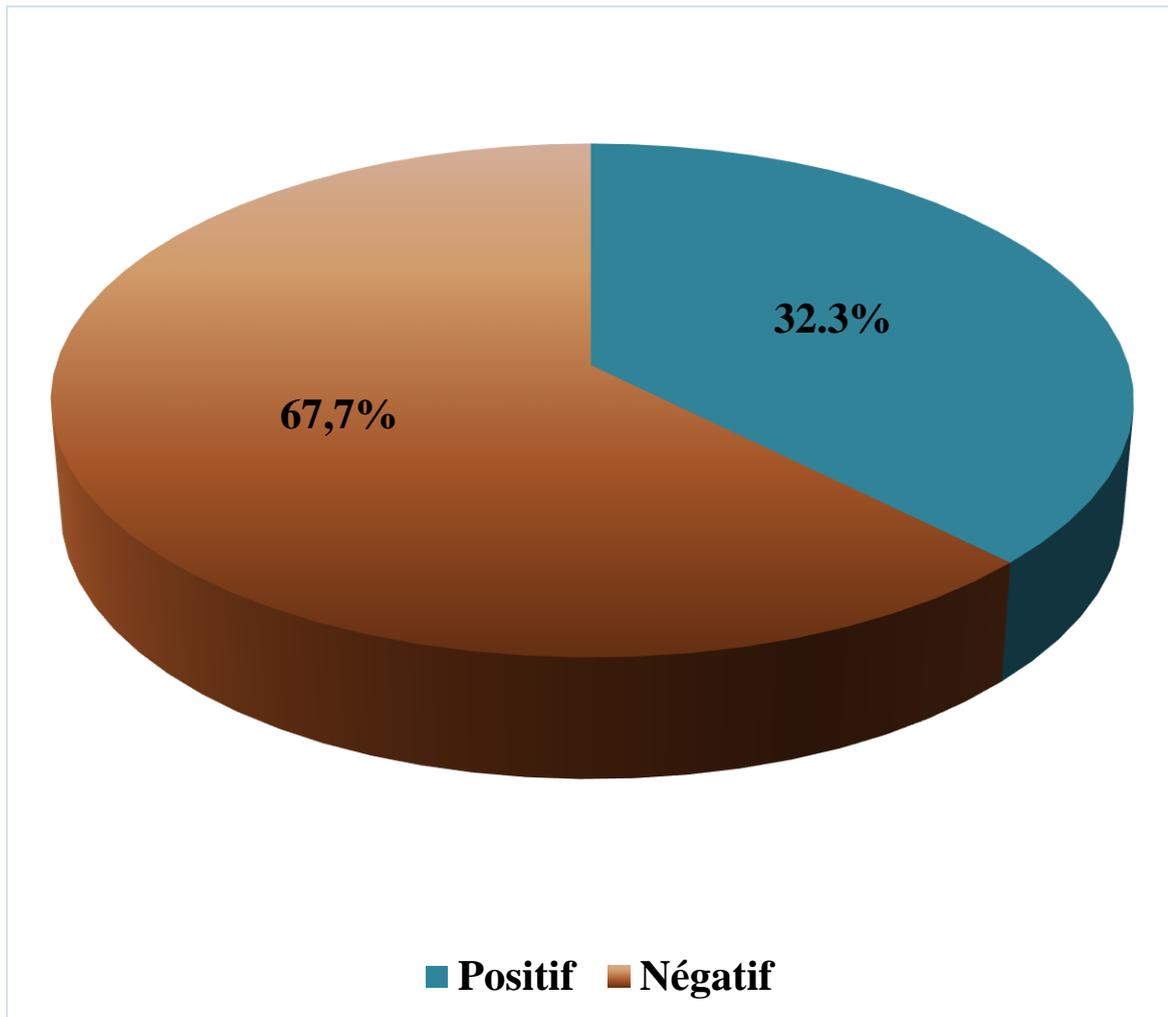


Figure 46 : Répartition de la population étudiée selon la fréquence des parasitoses intestinales

On remarque que la fréquence globale des parasitoses intestinales obtenue après EPS et scotch test anal réalisés est de 32,30%.

1.8. Répartition selon le statut hospitalier

La figure suivante illustre la répartition des patients selon leur statut hospitalier (interne et externe).

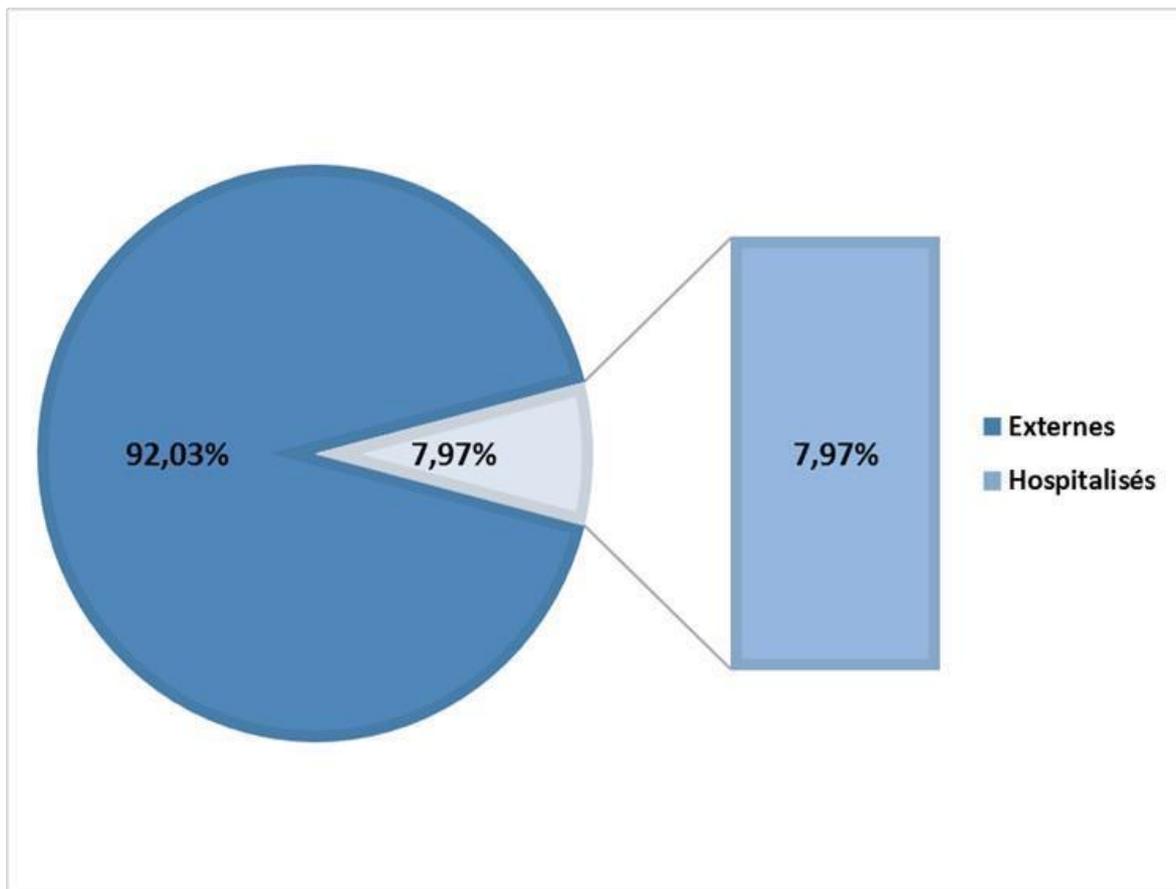


Figure 47 : Répartition des patients selon le statut hospitalier

Les malades externes représentent 92,03% de la population consultant au sein du service tandis que les malades hospitalisés ne représentent que 7.97%.

1.9. Répartition selon le type de l'examen demandé (EPS ou scotch test anal)

Notre population a été subdivisée en deux catégories selon le type de l'examen demandé et le type de prélèvement recueilli : scotch test anal en cas de suspicion de l'oxyurose, et l'EPS pour les autres parasitoses intestinales.

La figure suivante illustre cette répartition :

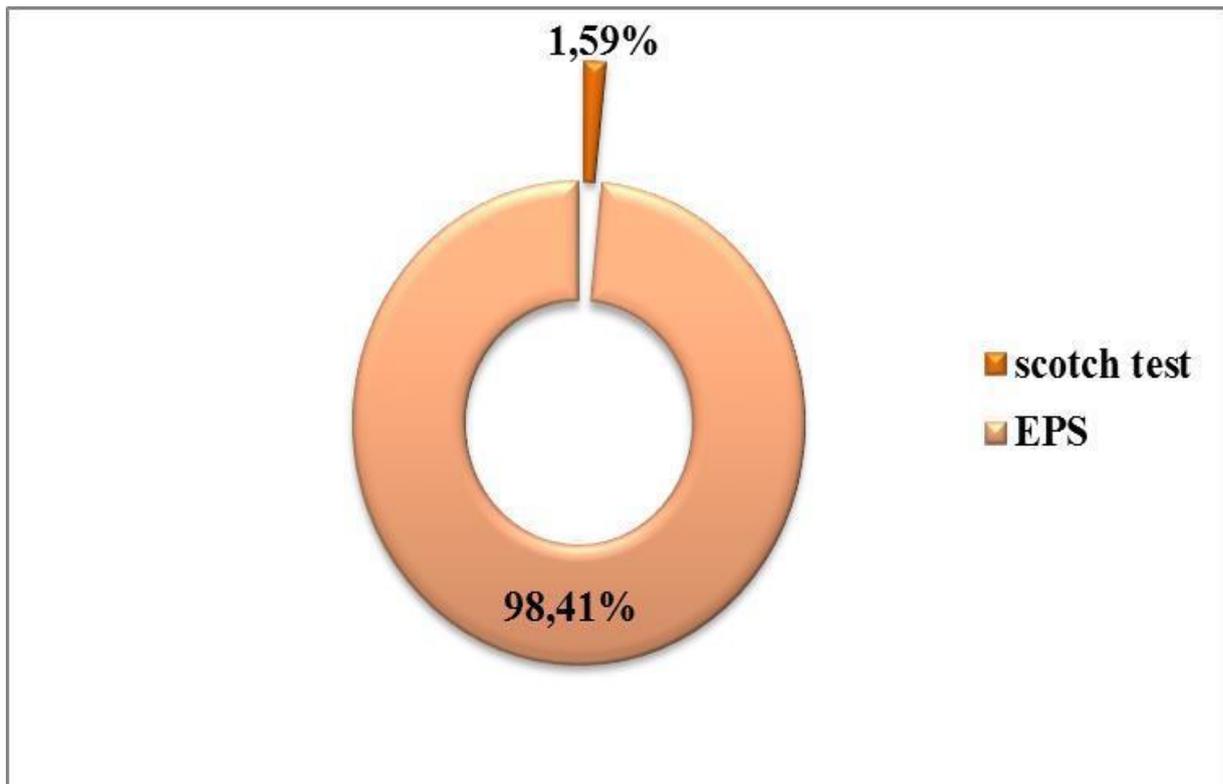


Figure 48 : Répartition de la population étudiée selon le type de l'examen demandé.

D'après ce graphique, on remarque que l'EPS est l'examen le plus demandé chez notre population (98,41%), les scotchs tests anaux sont rarement demandés (1,59%).

2. Etude des cas positifs

Parmi les 251 sujets inclus dans notre étude, on a eu 81 cas positifs présentant des parasitoses intestinales et cet effectif sera réparti selon les critères suivants :

2.1. Répartition selon l'âge

La répartition des sujets infestés selon l'âge est illustrée dans le graphe suivant :

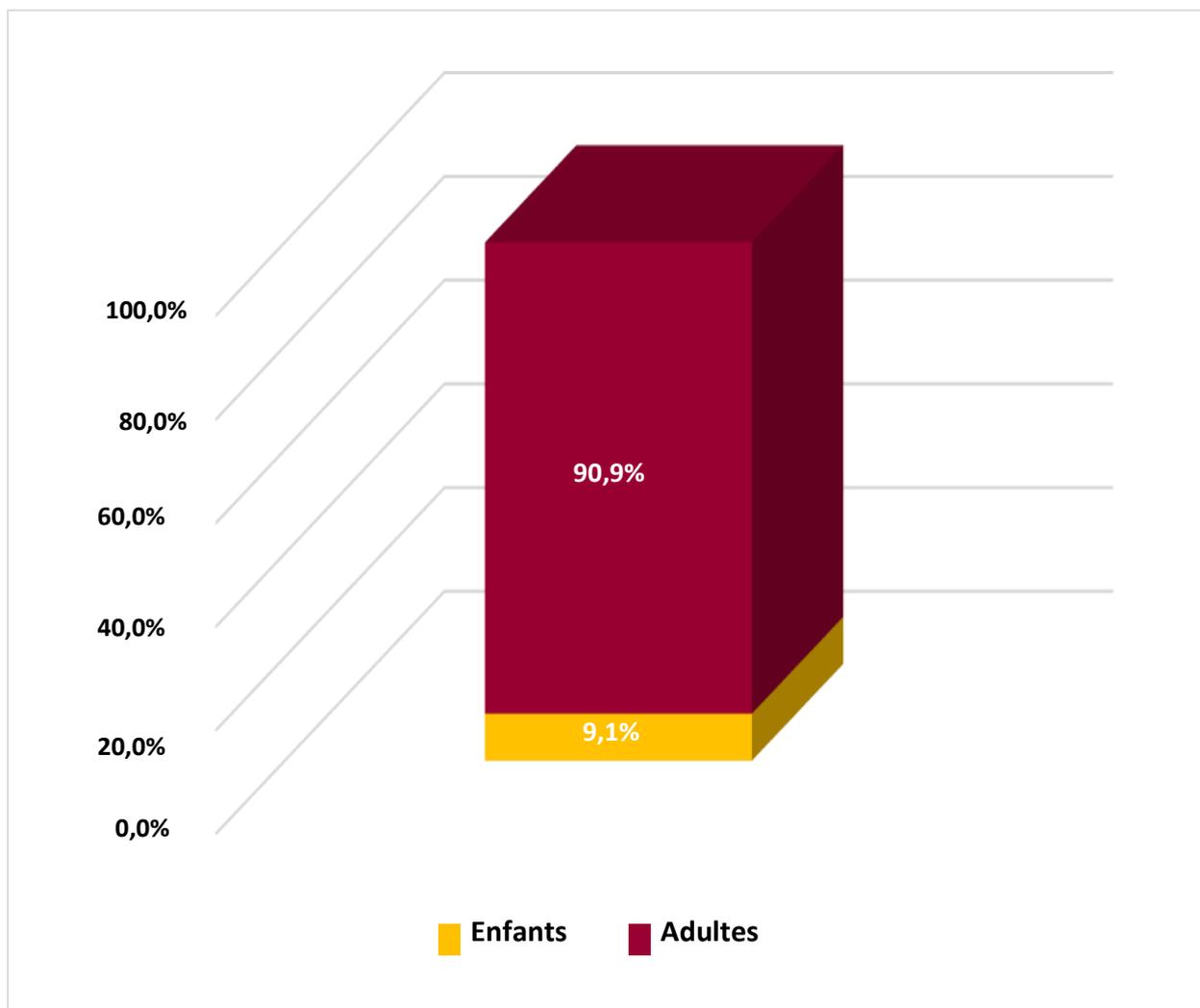


Figure 49 : Répartition des cas positifs selon l'âge.

Parmi les 81 cas, 7 enfants soit le pourcentage de 9.1% sont positifs et le reste représentant 90.9% sont des adultes donc une prédominance des cas positifs chez les adultes est nettement remarquable.

2.2. Répartition selon le sexe

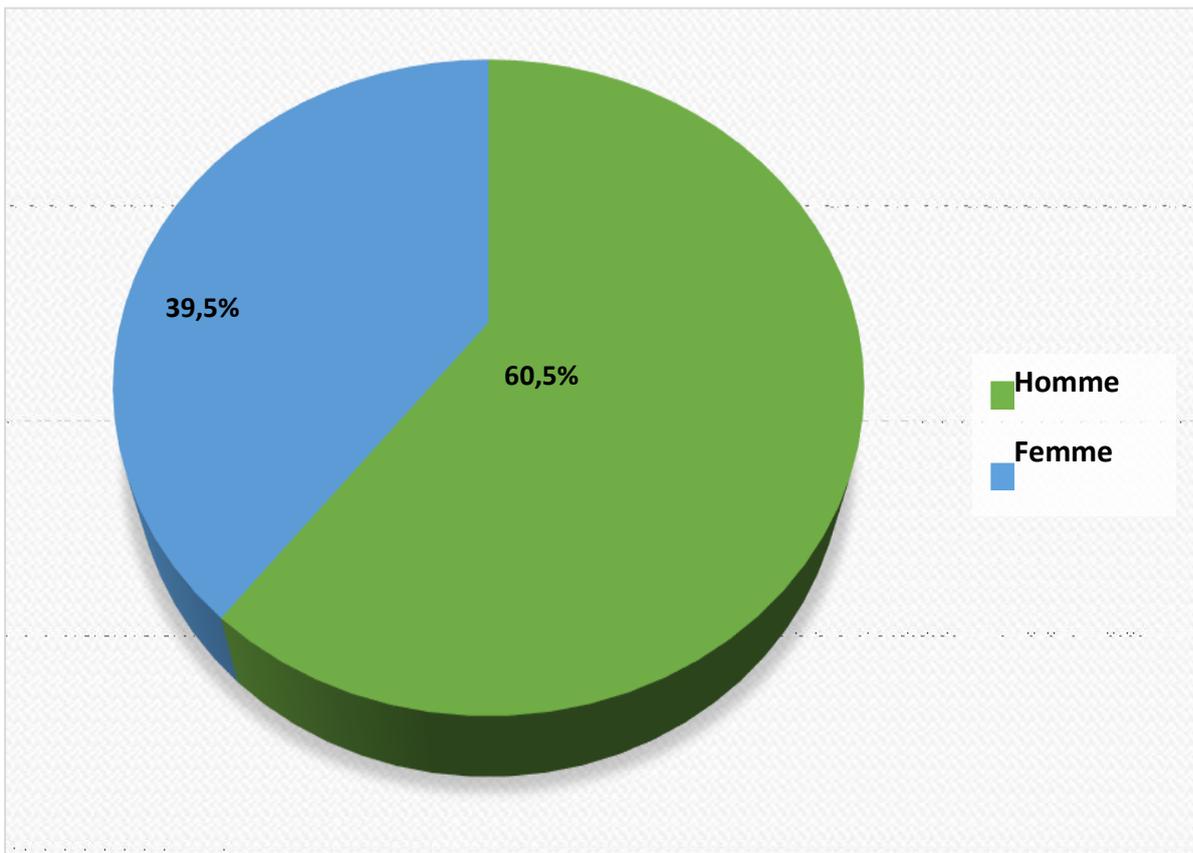


Figure 50 : Répartition des cas positifs selon le sexe

Parmi les sujets parasités, 49 sont de sexe masculin avec un pourcentage de 60,5 % et le sexe-ratio est de 1,53.

2.3. Répartition selon le motif de consultation

La répartition des sujets infestés en fonction du motif de consultation est représentée dans la figure suivante :

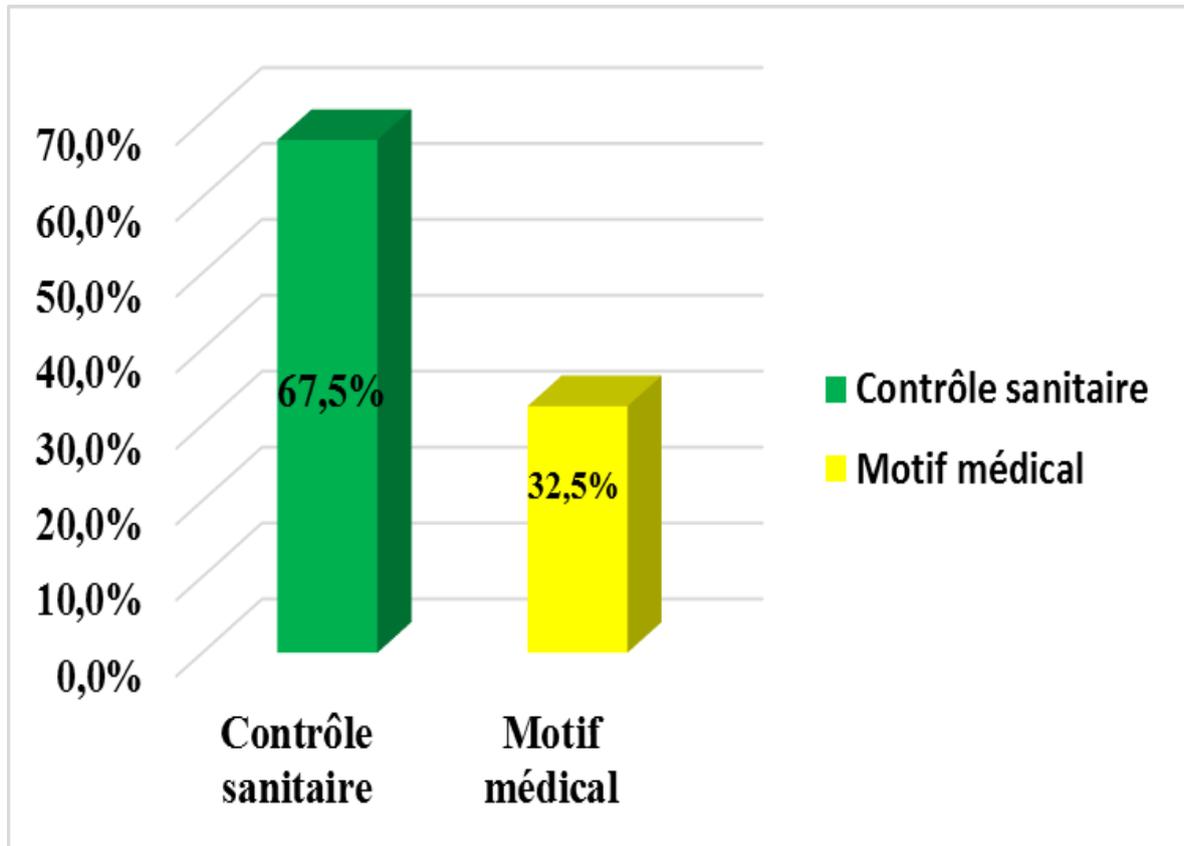


Figure 51 : Répartition des cas positifs selon le motif de consultation

On remarque qu'un grand pourcentage de la population infestée a consulté dans le but d'un contrôle sanitaire (67,5%).

2.4. Répartition selon le statut immunitaire

La répartition des sujets infestés en fonction de leur statut immunitaire est représentée dans la figure suivante :

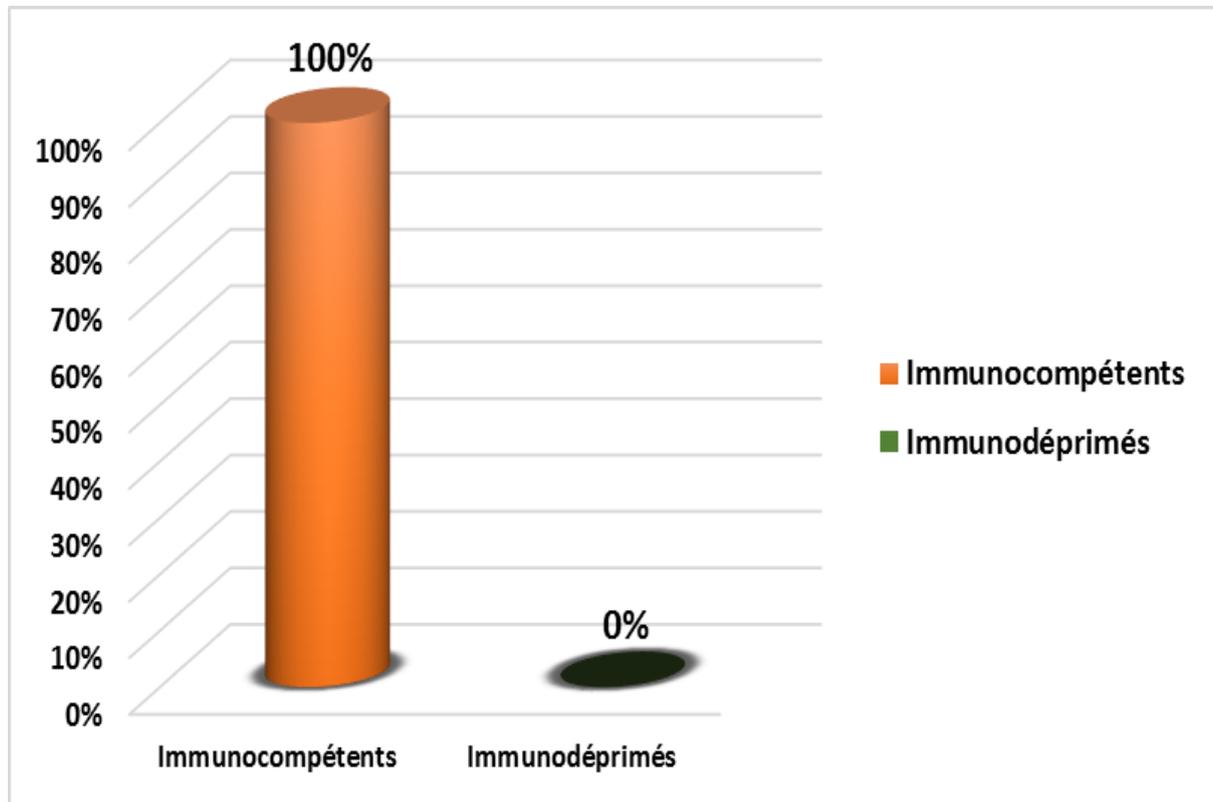


Figure 52 : Répartition des cas positifs selon le statut immunitaire

On remarque l'absence de cas positifs chez les immunodéprimés, on peut conclure que la population infestée est constituée principalement de sujets immunocompétents (100 %).

2.5. Répartition des cas positifs selon les maladies associées

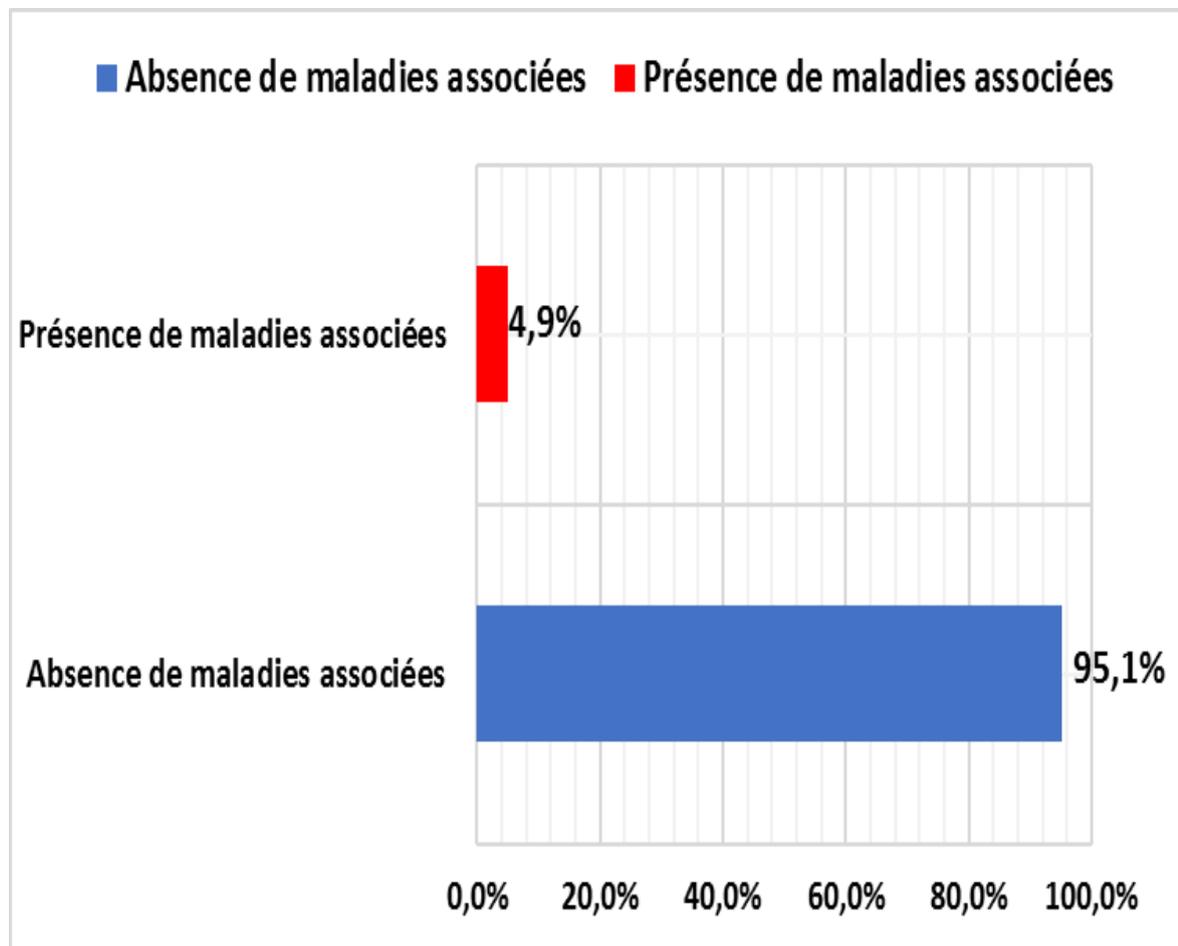


Figure 53 : Répartition de la population infestée selon la présence ou l'absence de maladies sous-jacentes

On remarque que la majorité des cas positifs ne présentent aucune maladie sous-jacente avec un pourcentage de 95.1% contre 4.9% qui ont au moins une maladie associée.

2.6. Répartition selon la symptomatologie clinique

La figure suivante montre la répartition des cas infestés selon leur symptomatologie Clinique :

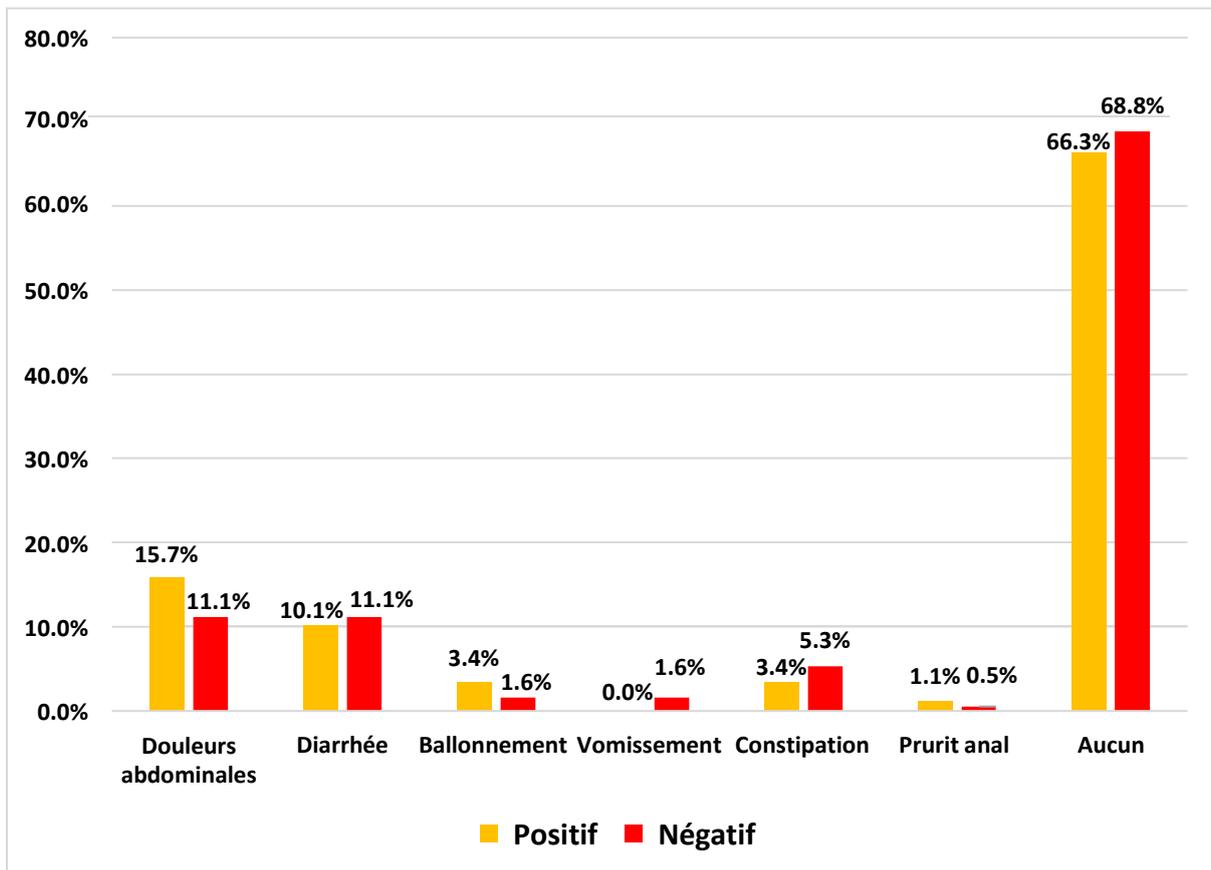


Figure 54 : Répartition selon la symptomatologie clinique

La majorité des cas positifs et négatifs ne présentent aucun signe clinique. On remarque pour les deux signes importants (douleurs abdominales et diarrhée), une différence en faveur des douleurs abdominales chez les cas positifs et une différence en faveur de la diarrhée chez les cas négatifs.

3.4 % des cas positifs présentent des ballonnements. Les résultats par rapport aux vomissements, constipation et prurit anale sont comparables.

2.7. Selon le statut hospitalier

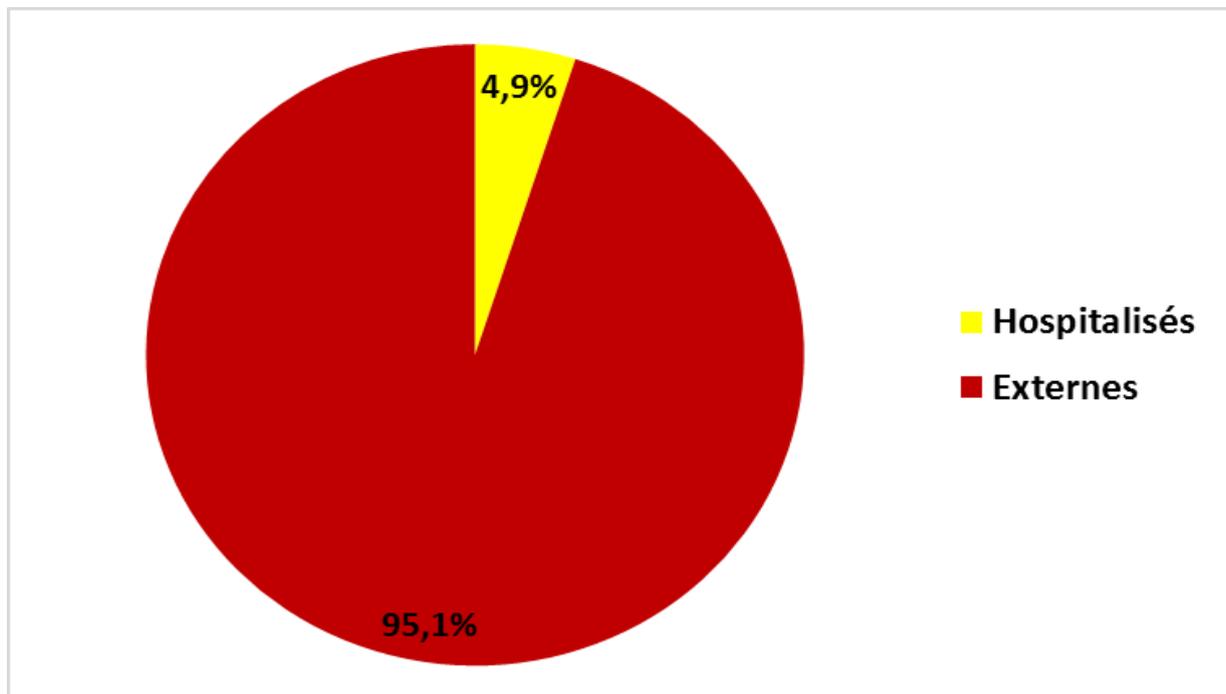


Figure 55 : Fréquence des cas positifs selon le statut hospitalier

Sur 81 patients parasités seulement 4 sont hospitalisés soit un pourcentage de 4,9% et 77 sont des patients externes soit un pourcentage de 95,1%.

2.8. Répartition selon l'embranchement parasitaire

La répartition des espèces parasitaires isolées selon leur embranchement est représentée dans la figure suivante

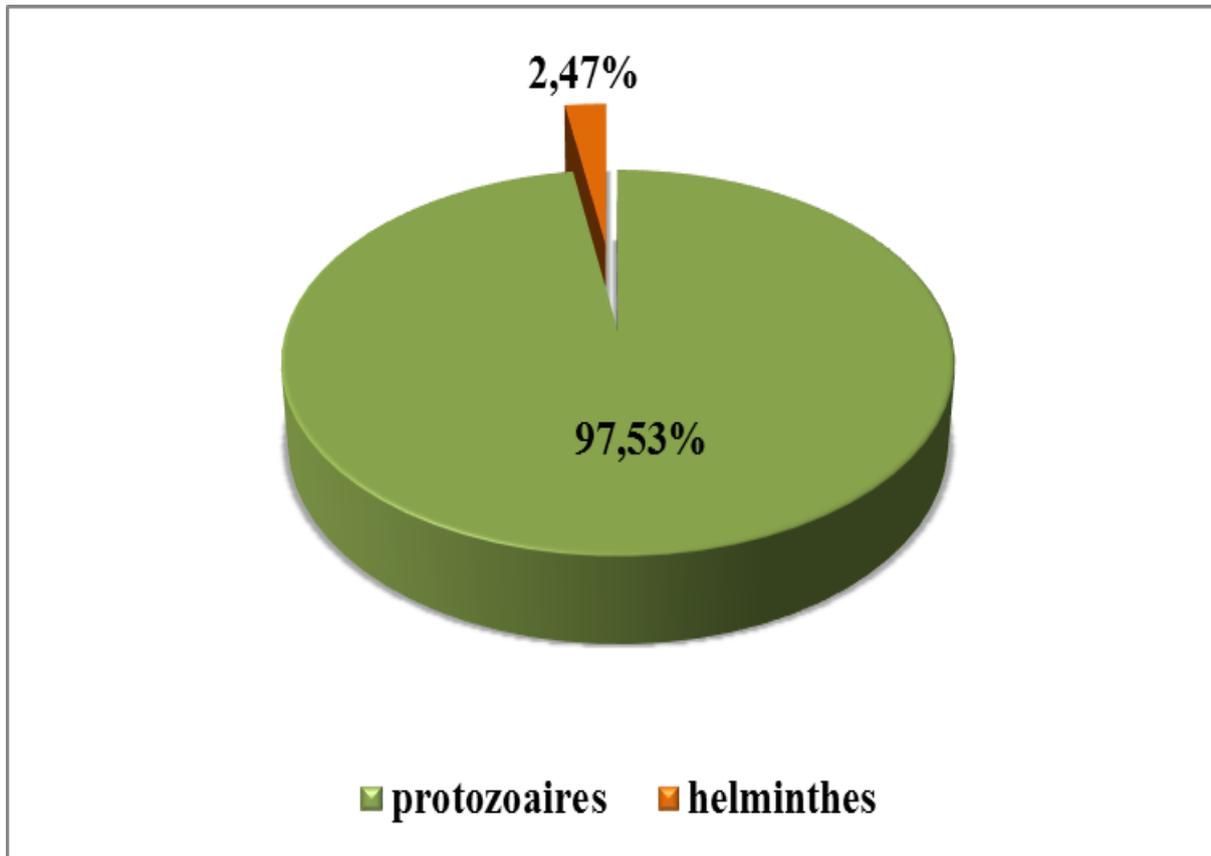


Figure 56 : Fréquence des Protozoaires et Helminthes.

On remarque une prédominance de l'infection par les Protozoaires avec un taux de 97,53% contre 2,47% pour les Helminthes.

2.9. Fréquence des espèces de Protozoaires et d'Helminthes

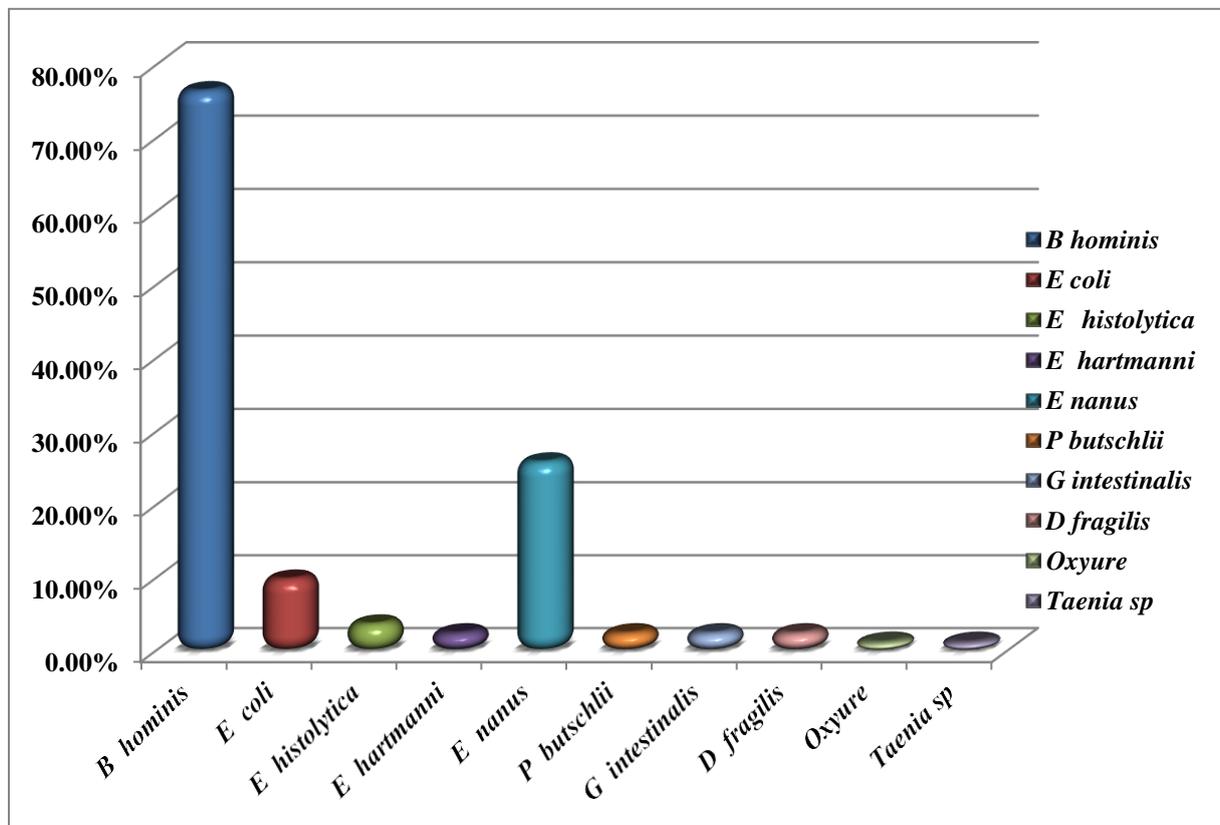


Figure 57 : Fréquence des espèces de Protozoaires et d'Helminthes

Dans notre étude, (76.54 %) des cas positifs sont porteurs de *Blastocystis hominis*. On retrouve en 2eme lieu *Endolimax nanus* avec un pourcentage de (25.93%).

2.10. Répartition selon les modalités du parasitisme

Le graphe suivant représente la fréquence du mono et du poly parasitisme chez les sujets infestés

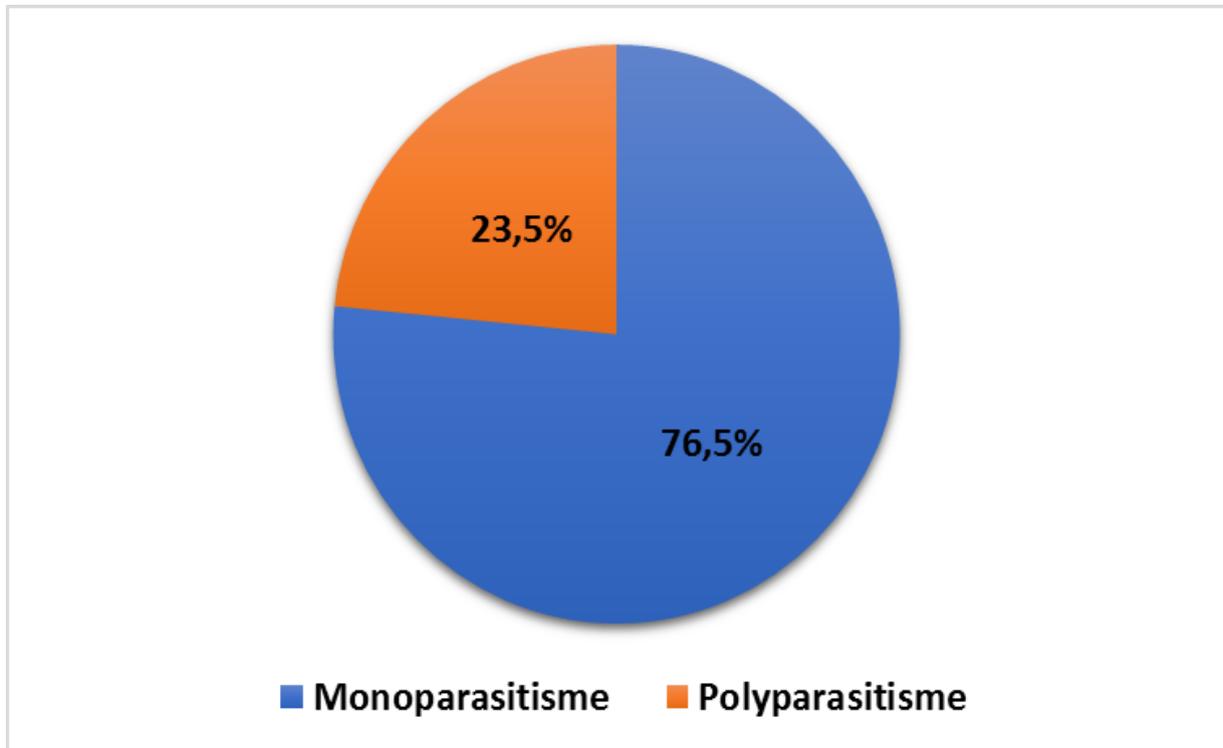


Figure58 : Répartition des cas positifs selon les modalités du parasitisme.

Nous constatons que sur les 81 patients positifs, 19 présentent un polyparasitisme avec un pourcentage de 23,5%, et 62 présentent un monoparasitisme soit un pourcentage de 76,5%.

2.11. Répartition selon la pathogénie des parasites hébergés

Le diagnostic parasitologique nous a permis de distinguer trois types de parasitisme intestinal : le parasitisme à parasites pathogènes (*Entamoeba histolytica* et *Enterobius vermicularis*, *taenia* sp), à parasites controversés (*Blastocystis* sp, *Giardia intestinalis*) et à parasites non pathogènes (*E.coli*, *E.nanus*, *P.butschlii*, *E.hartmanni*) Ces résultats sont représentés dans la figure suivante

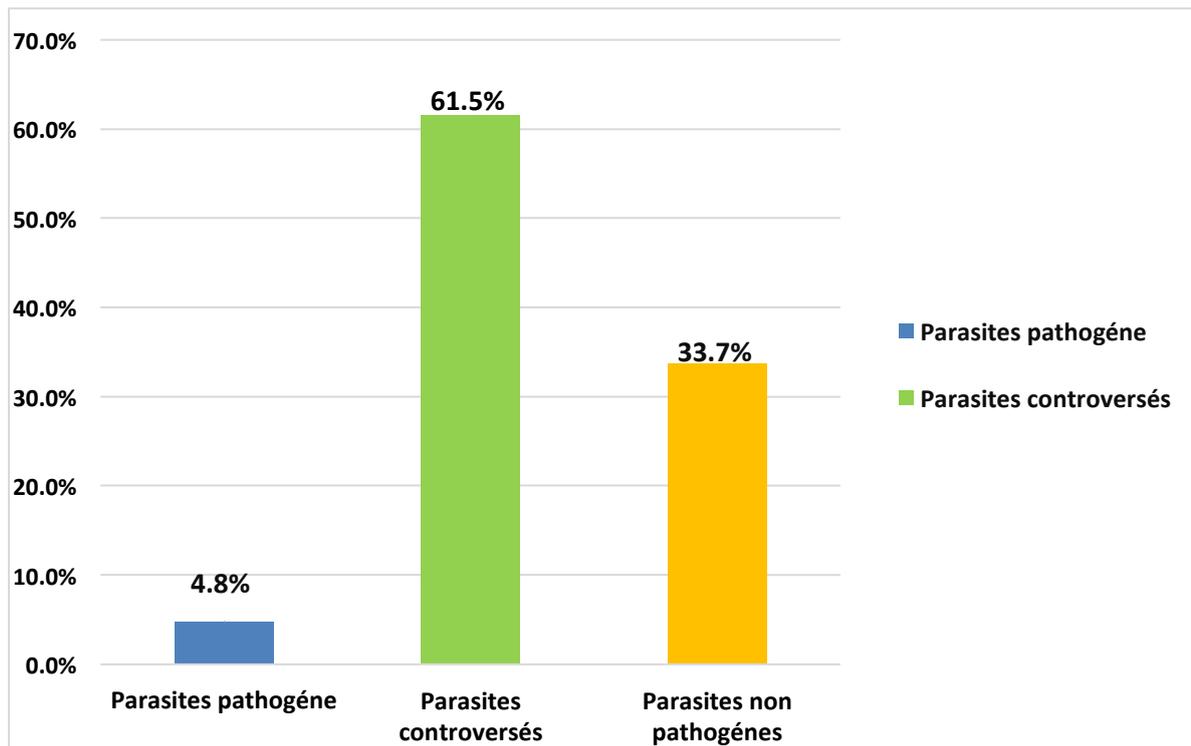


Figure 59 : Répartition des parasites isolés selon la pathogénie

Notre étude montre que les infestations dues aux parasites controversés constituent la proportion la plus importante (61,5%).

3. Apport des techniques de diagnostic en coproparasitologie

Dans le but d'évaluer l'intérêt de certaines techniques de diagnostic : l'examen direct (état frais et après coloration au lugol et Bailenger), techniques de concentration (Ritchie, Willis et Bailenger) on a réalisé une pratique sur un échantillon de 216 prélèvements de selles récoltés tout au long de notre période de pratique au niveau du service de Parasitologie-Mycologie du CHU Nedir Mohammed de Tizi Ouzou.

3.1. Résultats de l'examen direct

Le graphe ci-dessous montre la répartition des cas étudiés selon les résultats de l'examen direct :

Sur les 216 prélèvements, on a trouvé 69 cas positifs par l'examen direct représentant (27.49%)

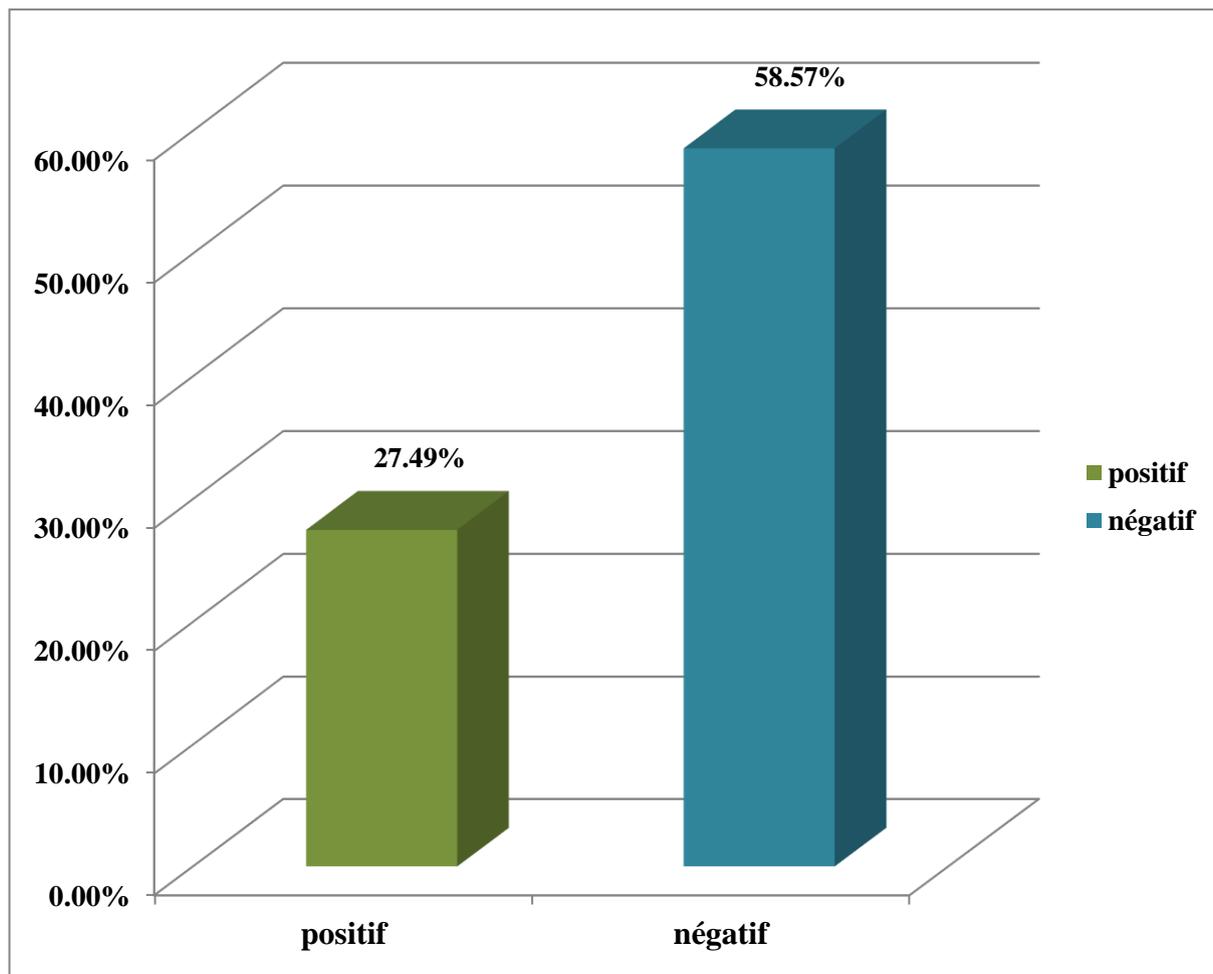


Figure 60 : Répartition des cas étudié selon les résultats de l'examen direct.

3.2. Résultats de la technique de Ritchie

Le graphe suivant représente la répartition des cas étudiés en fonction des résultats de la technique de concentration « Ritchie »

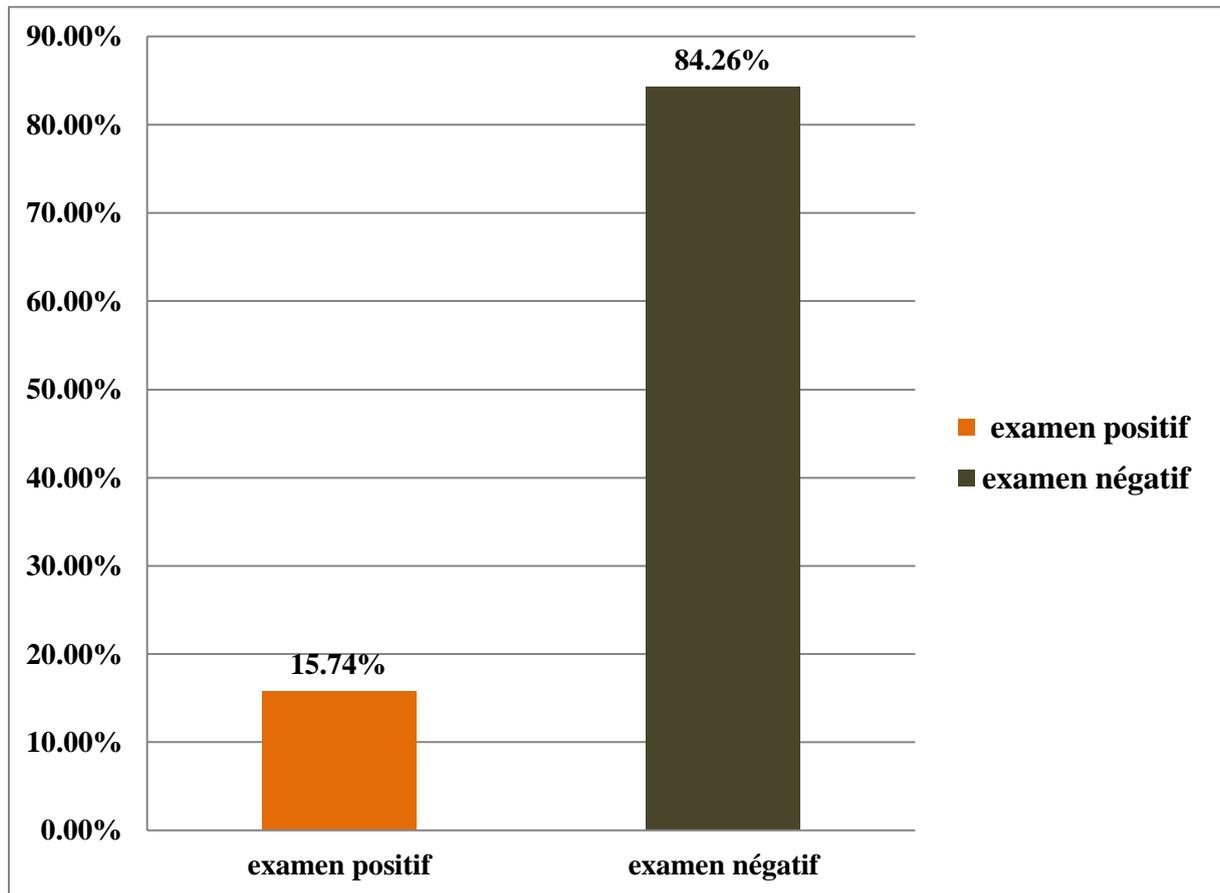


Figure 61 : Répartition des cas étudiés selon les résultats de la technique de Ritchie.

Sur les 216 prélèvements, on a trouvé 34 cas positifs par la technique de Ritchie.

3.3. Résultats de la technique de Willis

La figure suivante illustre la répartition des cas étudiés selon les résultats de la technique de Willis

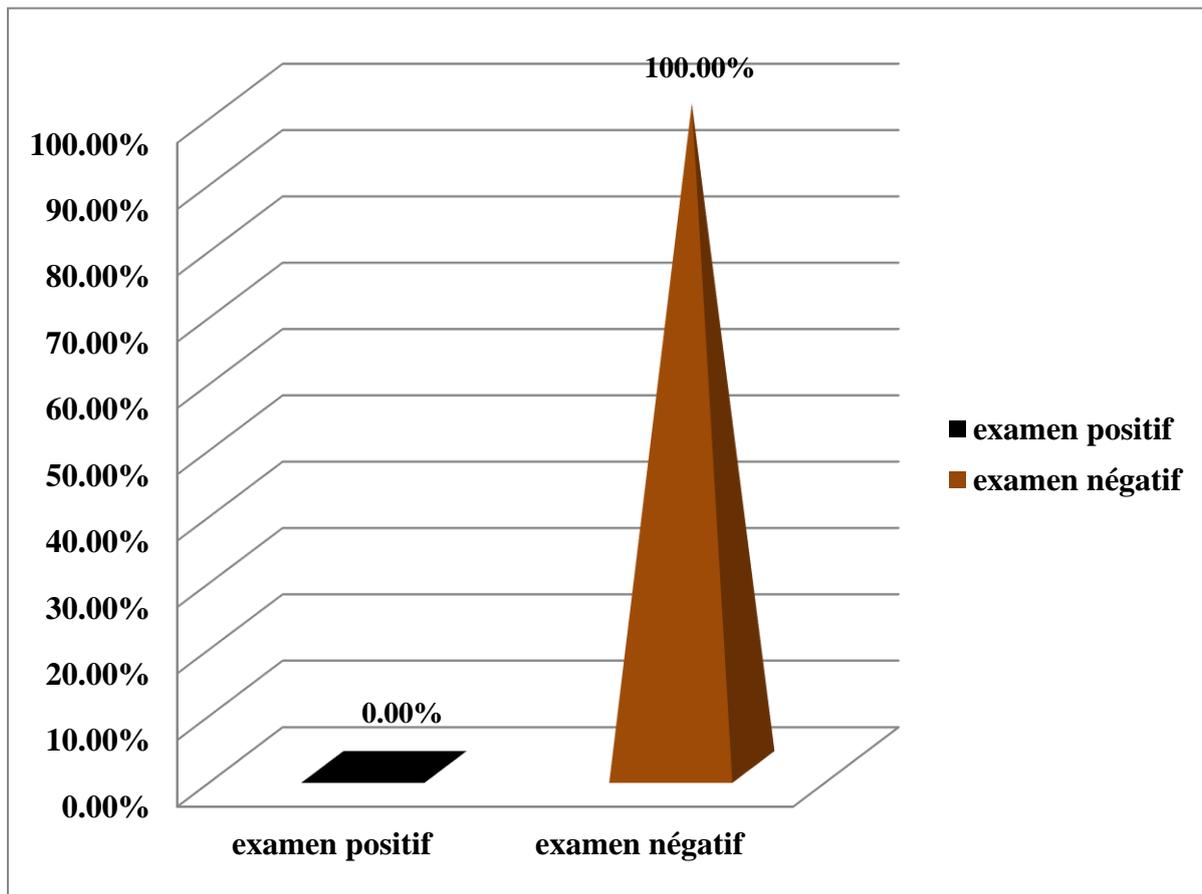


Figure 62 : résultats de la technique de willis

Aucun examen retrouvé positif dans la technique de Willis parmi les 216 prélèvements.

3.4. Résultats de la technique de Bailenger

La figure suivante illustre la répartition des cas étudiés selon les résultats de la technique de Bailenger

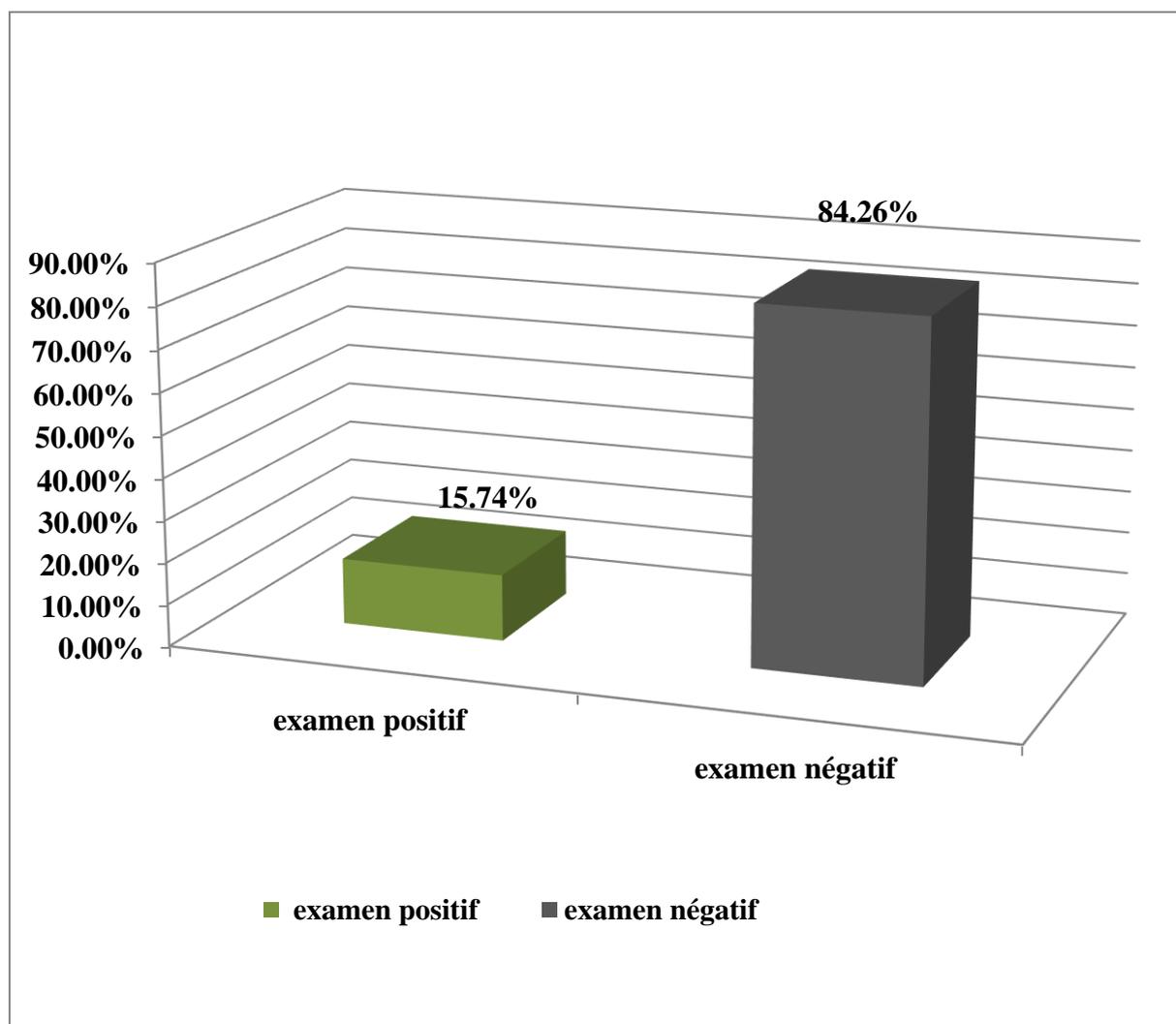


Figure 63 : Répartition des cas étudiés selon les résultats de la technique de Bailenger

Sur les 216 prélèvements, on a trouvé 34 cas positifs par la technique de Bailenger représentant (15.74%)

3.5. Comparaison entre les résultats de l'examen direct et les techniques de concentration

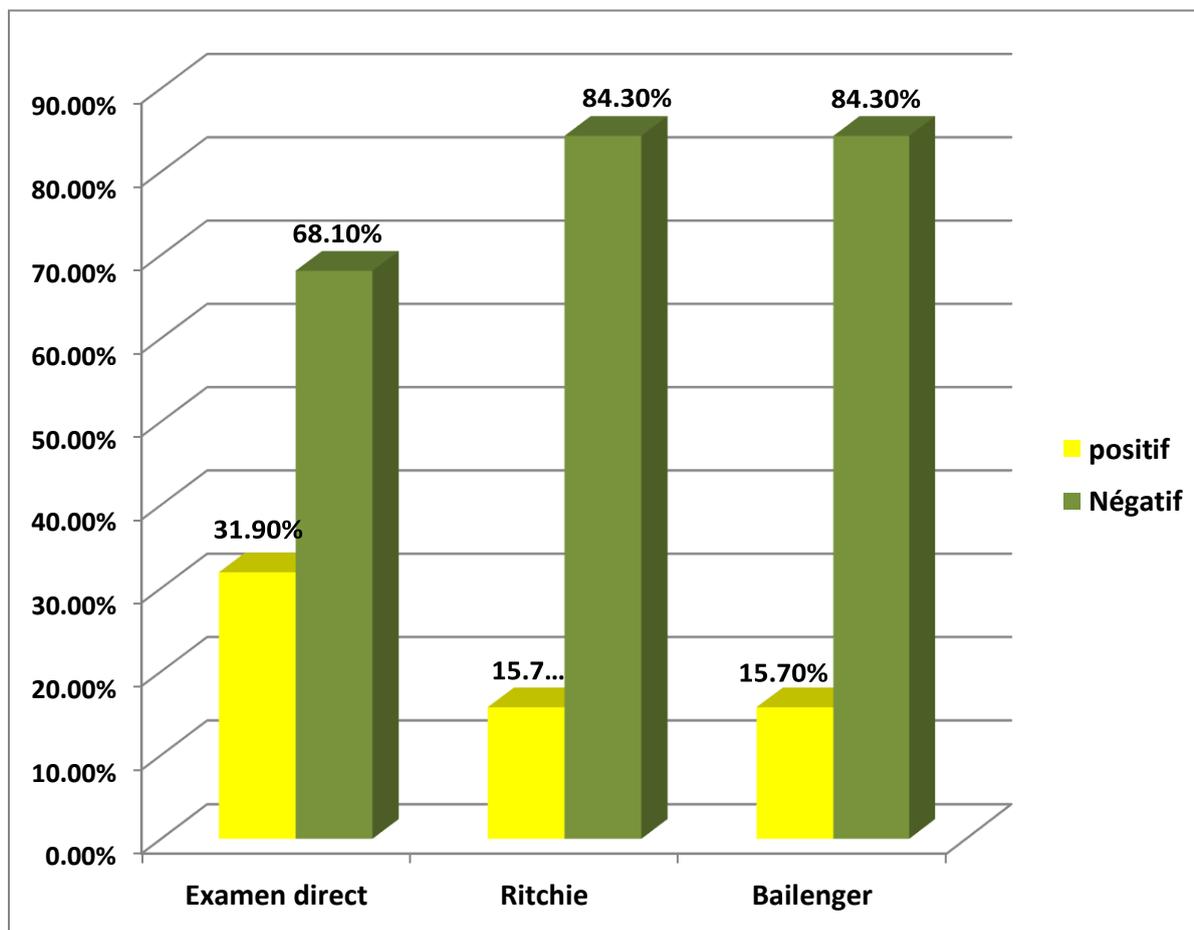


Figure 64 : Comparaison des résultats obtenus selon l'examen direct et les techniques (Ritchie et Bailenger)

On remarque que l'examen direct a révélé plus d'examens positifs que les techniques de concentration.

3.6. Comparaison des résultats obtenus selon les techniques (Ritchie et Bailenger)

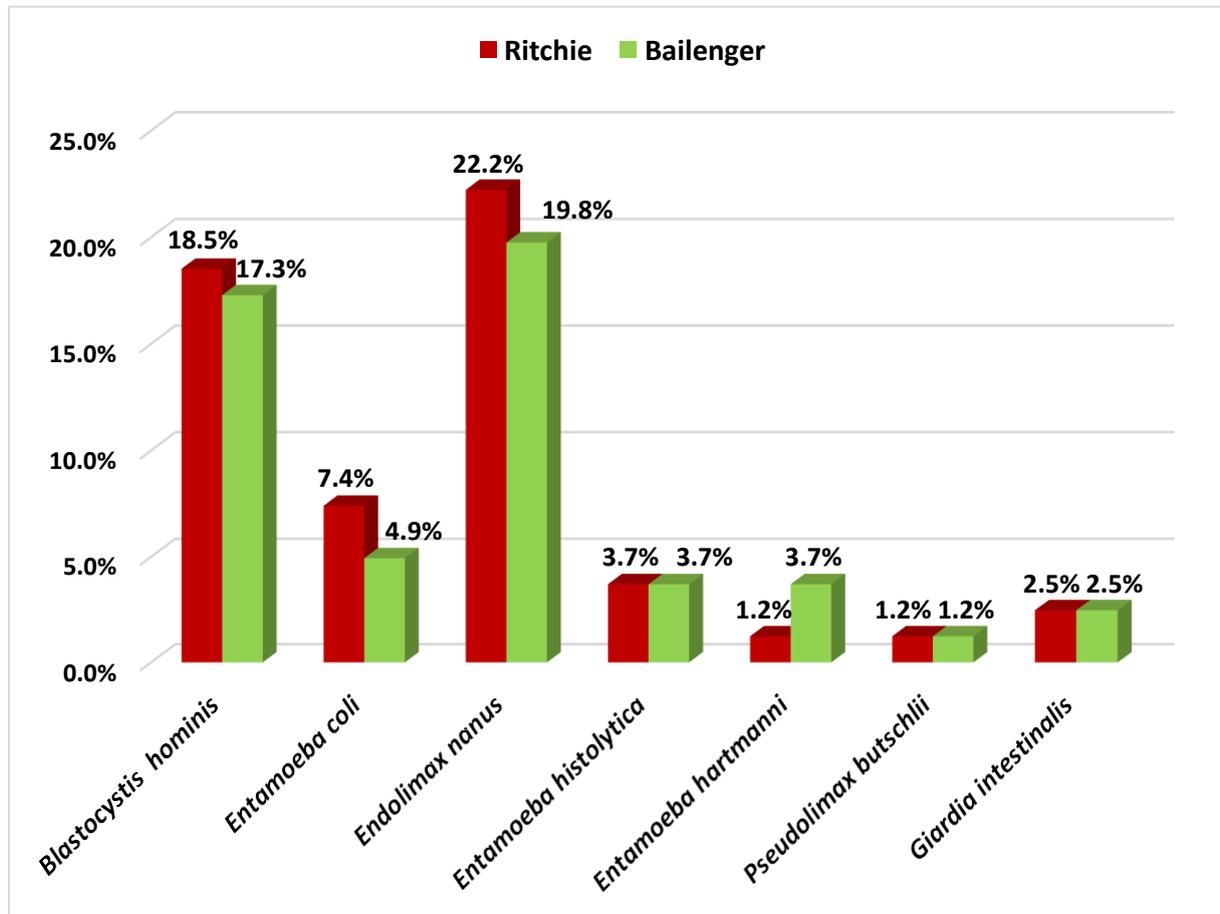


Figure 65 : Comparaison des résultats obtenus selon les techniques (Ritchie et Bailenger)

On remarque pour les trois espèces (*Blastocystis hominis*, *Endolimax nanus* et *Entamoeba coli*) une légère différence en faveur de l'examen de Ritchie. *Entamoeba hartmanni* est beaucoup plus révélée par la technique de Bailenger. Le taux de révélation des espèces *Entamoeba histolytica*, *pseudolimax butschlii* et *giardia intestinalis* est identique pour les deux techniques.

DISCUSSION

Les parasitoses intestinales ne sont toujours pas éradiquées dans les différentes régions de Tizi Ouzou, c'est ce que notre étude a démontré au cours des trois mois de pratique au sein du service de parasitologie – mycologie. Ceci doit être dû à la négligence ou à la méconnaissance des règles d'hygiène. Notre étude était portée sur une population incluant toute tranche d'âge (adultes et enfants) ayant pour objectif principal la détermination de la fréquence des parasitoses intestinales diagnostiquées au CHU de Tizi Ouzou. Cependant, on a rencontré beaucoup de contraintes pendant sa réalisation :

- Les prélèvements ne sont pas toujours ramenés au laboratoire par les patients eux même ce qui a gêné la prise de signes cliniques, maladies associées et les traitements en cours. En effet, le paramètre du traitement n'a pas été traité ;

- Aucune forme végétative de protozoaire n'a été décelée à cause du non respects des délais d'acheminement du prélèvement (30 minutes) ;

- Par manque de réactif, on n'a pas pu réaliser toutes les techniques de diagnostic ce qui est un facteur de sous-estimation de la fréquence des parasitoses. Principalement, la technique de Kato Katz par manque de cellophane adhésive fournie par l'OMS ;

- La technique de Baillenger demande plus de réactif qu'on n'a pas pu se procurer dès le début et suffisamment ;

- On n'a pas pu identifier l'espèce *Tænia* pour les mesures de sécurité imposées par le gouvernement pour la lutte contre la pandémie du COVID 19. (Confinement partiel).

A travers notre travail nous sommes parvenues à identifier des parasites touchant l'intestin humain, mis en évidence le rapport existant entre le parasitisme intestinal et les divers paramètres tels que le sexe et l'âge des patients, les maladies sous-jacentes, comme nous avons aussi déterminé aussi les espèces parasitaires et leurs proportions relatives ainsi que les modalités de ce parasitisme.

Plusieurs études ont été menées à travers le monde afin de déterminer le profil épidémiologique des parasitoses intestinales chez les populations.

La comparaison des résultats retrouvés au cours de cette étude à ceux retrouvés dans la littérature nous a permis de situer le taux de parasitisme intestinal au niveau la ville de TIZI OUZOU par rapport à d'autres villes.

A ce sujet et à l'issue de l'enquête effectuée sur un effectif initial de 251 patients, les résultats ont démontré une prévalence globale de 32,30%, soit une valeur inférieure à celle retrouvée par Bouyakoub Selma et Mezidi Imen dans l'étude épidémiologique des parasitoses intestinales chez l'enfant à Blida en 2018 (47,29%).(99) Par contre elle est remarquablement supérieure à celle retrouvée par Abdoune Fatima, Hadj Ali Farid et Yahiaoui Yasmina dans l'étude réalisée au CHU de TIZI OUZOU en 2018 (100), et celle réalisé par Dani Feriel et Saib Meriem en 2017. (101) Elle est aussi supérieure à celle retrouvée par Benouis Amina dans l'étude épidémiologique des parasitoses intestinales humaines au niveau du CHU d'Oran en 2013 (19,96%) (29). Ce qui nous laisse conclure que la dégradation des conditions d'hygiène au niveau de la ville de TIZI OUZOU en est la cause.

Aussi, il a été relevé que parmi les 81 cas positifs, 90.9% étaient des patients en âge adulte tandis que les enfants ne représentaient que 9.1%. Cela est dû au fait que la majorité des prélèvements reçus au niveau de notre laboratoire avait comme motif, un contrôle sanitaire effectué sur un personnel censé être le facteur de transmission. Ces résultats sont comparables à ceux retrouvés par Abdoune, Hadj Ali et Yahiaoui au CHU de TIZI OUZOU en 2018 (Adultes 80%). (100) Dani et Saib en 2017 (Adultes 93%), (101) et ceux obtenus par Amina Benouis au CHU d'Oran (Adultes 71,15 %). (29) Ils sont cependant opposés au résultat obtenu par El Guamri et al au centre hospitalier de Kenitra au Maroc en 2011(enfants80, 03%). (102)

Un pourcentage de 60.5% des patients positifs étaient des hommes. Car la plupart des prélèvements provenait d'emplois à prédominance masculine (cuisiniers) ou de la population

carcérale. Ce résultat concorde avec ceux auxquels sont parvenus Abdoune, Hadj Ali et Yahiaoui au CHU de TIZI OUZOU en 2018 (75.86% d'hommes) (100) et Dani et Saib en 2017 (63%). (101) Cependant, il est signalé une prédominance féminine chez les cas positifs à Tlemcen (60% de femmes) dans l'étude de la prévalence des protozooses intestinales diagnostiquées au sein du service de parasitologie mycologie du CHU de Tlemcen réalisée par Kasmi Hadjer et Saidouni Asma. Il est à préciser que les taux étaient plutôt égaux à Oran dans l'étude faite par Benouis (50%). (29,103).

Les sujets asymptomatiques représentent un taux de (66.3%) pour la simple raison que ceux-ci font des consultations dans un cadre de contrôle sanitaire. Pour la population infestée présentant une symptomatologie, les douleurs abdominales occupent un niveau élevé dans le classement avec un pourcentage de (15.7%). Ce résultat est comparable avec celui obtenu par ABDOUNE FATIMA et HADJ ALI FARIDA dans l'étude de la prévalence des parasitoses intestinales au CHU de Tizi Ouzou en 2018 (100) à la différence de l'étude menée par Youness Afriade à Agadir où la diarrhée était classée en premier lieu du fait de la relation établie entre cette dernière et la présence de *Giardia intestinalis*. (104)

En ce qui concerne nos résultats, nous avons tranché que l'apparition des signes cliniques ne dépend pas de la présence des parasites, du moment que la plupart des cas qui les hébergent sont asymptomatiques. Toutefois, ces sujets qu'on appelle les porteurs sains émettent des kystes et des œufs dans les selles susceptibles de contaminer quelqu'un d'autre.

Au cours des trois mois de pratique, nous sommes arrivées à déceler beaucoup d'espèces parasitaires (protozoaires et helminthes). L'atteinte parasitaire est importante pour les protozoaires (97,53%) contre (2.47%) pour les helminthes, par le fait qu'on n'ait pas pu réaliser la technique de Kato katz ; ce qui justifie que nous en avons mis en évidence que deux : *Enterobius vermicularis* et un anneau de tænia que nous n'avons pas pu identifier pour des raisons bien déterminées.

Ces résultats sont proches de ceux trouvés par, Benouis à Oran (protozoaires : 95%) (29) et M^f. Youness AFRIAD (92.53%) pour les protozoaires dans l'étude de l'épidémiologie des parasitoses intestinales chez la population de la ville d'Agadir (104). Ces similitudes sont liées à la situation géographique proche et à la ressemblance du mode de vie socio-économique de ces villes. Le taux de protozoaires dans notre étude est beaucoup supérieur à celui trouvé à rabat (49%) (105) et El Guamri Y2 au Centre hospitalier provincial El Idrissi de

Kénitra (11,93%) (106), les helminthes, par conséquent restent faibles pour un taux de (11%). Ceci est dû au manque d'hygiène de vie (périls fécal et hydrique).

Le parasitisme digestif dans notre étude est constitué essentiellement de *Blastocystis hominis* (76.54%) comparable aux résultats trouvés par Köksal et al (107), lors d'une étude menée chez la population d'Istanbul où ils ont trouvé un taux de 54,4%. Beaucoup d'études ont observé que *B. hominis* était le protozoaire intestinal humain le plus répandu dans le monde et était lié à une perturbation intestinale, bien que sa pathogénèse soit incertaine prévalence varie considérablement selon les régions géographiques, atteignant 100% dans les pays en développement et 56% dans les pays industrialisés. Le niveau d'hygiène peut expliquer ces différences entre les pays son principal mode de transmission est la voie oro-fécale par la consommation d'aliments ou d'eau contaminés (108, 109,110).

Les espèces les plus fréquemment isolées après cette dernière sont : *Endolimax nanus* (25.93%) *Entamoeba coli* (9.88 %) qui est majoritaire d'après les résultats d'O. FAYE dans l'étude des parasitoses intestinales dans le bassin du fleuve Sénégal (22.5 %) suivie par *Giardia intestinalis* (5.5 %) (111) qui est supérieur au pourcentage retrouvé chez nous (2.47%). Suite à la dégradation de l'hygiène dans ces régions.

Les espèces les plus fréquemment isolées concernant l'étude des Parasitoses intestinales dans la région de Sfax (sud tunisien) par rapport à notre région :

D. fragilis (17% / 2.47 %) *G. intestinalis* (30.3% / 2.47%) nous dépassant largement en pourcentage. *E. nana* pratiquement identique avec (21.4% / 25.93 %) *E. histolytica* / *E. dispar* a été retrouvé dans (2.2 %) qui est comparable à nos résultats qui sont de (3.7%).

Concernant les coccidies, aucune espèce n'a été isolée durant notre étude que ce soit chez les immunodéprimés ou compétents. Contrairement à l'étude menée en Tunisie et à Tizi Ouzou en 2018 où il a été enregistré des cas de *Cryptosporidium sp* représentés par 0,2% des parasites isolés. L'isosporese était retrouvée chez 1 cas au sud tunisien, 4 cas à Agadir où le pourcentage des coccidies était de 0,62%. (100.104,112)

La situation épidémiologique des helminthiases au cours de cette étude est essentiellement constituée par l'oxyurose dont le pourcentage de l'espèce *E. vermicularis* est de (1.23%) des parasites retrouvés bien inférieur à celui retrouvé à Tizi ouzou en 2017 (3.86%) et en 2018 (10.34%). *Tænia sp* a été mis en évidence chez 1 cas qui représente (1.23%) similaires aux résultats trouvés en 2017. Contre 0 cas en 2018 car ces dernières

souvent traitées sur le seul argument symptomatique et ne font pas toujours l'objet d'un diagnostic poussé. (100,101)

Absence totale des autres helminthes par rapport à l'étude traitée à merrakech, maroc (113) où les résultats étaient relativement variés en espèces dont l'*Enterobius vermicularis* en tête avec 2 % plus les autres helminthiases *Taenia saginata*, *l'Ascaris lumbricoides* et *Strongyloides stercoralis* pratiquement rares. Tandis qu'à Kenitra, *l'Ascaris lumbricoides* représente 11,87 % des parasites rencontrés, suivi par *Trichuris trichiura* (5,64 %), *Hymenolepis nana* (2,68 %), *Enterobius vermicularis* (2,08 %), *Taenia saginata* (0,75 %) et *Strongyloides stercoralis* (0,45 %). *Strongyloides stercoralis* est de 4 % en Guadeloupe (114), 2 % en Côte d'Ivoire (115) et de 27 cas d'anguillulose trouvés avec Cheikhrouhou F. (112) Ce taux infime d'helminthes noté chez nous pourrait être dû à l'apparition d'anti-helminthiques maniabiles et efficaces sur ces parasitoses.

L'absence d'*Ascaris lumbricoïdes* et des autres nématodes transmis par voie orale dans la région de Tizi ouzou pourrait s'expliquer par le fait que les engrais humains ne sont pratiquement pas utilisés et que les légumes ne sont généralement pas consommés crus. Et l'amélioration du niveau général d'hygiène.

Une étude épidémiologique menée à l'hôpital de Mahajanga (9) a montré que de nombreuses helminthiases peuvent ainsi passer inaperçues en raison d'une ponte irrégulière des œufs, d'une infestation faible, d'une immaturité des vers ou d'une prédominance de mâles.

Notre étude a signalé diverses modalités de parasitisme. Citons Le monoparasitisme qui concerne (76,5 %) des sujets parasités, le polyparasitisme intéressant (23.5 %). Le pourcentage du polyparasitisme est supérieur à celui retrouvé en 2017 (12%) et en 2018 (10,35%) ainsi qu'à l'étude réalisée à kénitra, maroc (6.06%) et à Meknes dans l'étude de la Prévalence du portage parasitaire intestinal asymptotique réalisée par Mme SAFAA RIFAI. (100, 101, 102,116,117).

Sur l'ensemble des cas positifs retrouvés au cours de notre étude (216 cas) ,69 ont été révélés par l'examen direct, tandis que les techniques de concentration ont révélé 34 cas pour Ritchie, 34 pour Bailenger et aucun cas pour la technique de Willis.

Sachant que le nombre total des cas positifs est de 81, 12 cas faussement négatifs par l'examen direct ont été corrigés par les techniques de concentration ; en dehors de *Blastosystis* sp qui est détruite par celles-ci, et révélée majoritairement par l'examen direct d'où la nécessité d'associer l'examen direct aux techniques de concentration. Ceci concorde avec les résultats obtenus par Mohammedi et Hadj mohammed lors de l'étude des prévalences des parasitoses intestinales chez l'enfant diagnostiqués au sein du service Parasitologie – Mycologie au CHU de Tlemcen. (118)

La technique de concentration de Willis n'a révélé aucun cas positif durant la période d'étude (0%), ce qui diffère des résultats trouvés par par Dani et Saib à Tizi Ouzou en 2017 (4 cas) et par Abdoune Hadj ali et Yahiaoui en 2018 (1cas) (100,101).

En tenant compte du premier critère de comparaison (pourcentage de cas diagnostiqués), la rentabilité apportée par ces deux techniques comparées à l'examen direct est la même (15.74%), mais le nombre moyen d'éléments parasitaires dénombrés par cas place la technique de Ritchie en première position et la technique de Bailenger en seconde position principalement pour les trois espèces *Entamoeba coli*, *Endolimax nanus* et *Blastocystis hominis* qui est plus aboli par la technique de Bailenger.

Pour *Entamoeba hartmanni*, la technique de Bailenger a augmenté de 2.5% la sensibilité de l'examen parasitologique des selles par rapport à la technique de Ritchie. Pour *Blastocystis hominis* les techniques de concentration restent en défaut par rapport à l'examen direct.

CONCLUSION

CONCLUSION

Parmi les nombreux problèmes de santé qui se posent, les maladies du péril fécal en général et plus particulièrement les parasitoses intestinales occupent une grande place.

Notre étude s'étalant du mois de décembre 2019 au mois de février 2020 consiste à évaluer la fréquence des parasitoses intestinales diagnostiquées au service de parasitologie-mycologie du CHU NEDIR Mohammed de TIZI OUZOU.

251 patients ont fait l'objet d'un EPS : un examen direct avec ou sans coloration, complété par trois techniques de concentration (technique de Ritchie, technique de Beilanger, technique de Willis).

Cette étude n'étant pas la première au niveau de la wilaya, on a pu observer une élévation inquiétante de la fréquence globale de ces parasitoses, allant de 17% en 2017, 19% en 2018 à 32.30% cette année. Avec prédominance des protozoaires qui représentent 95%. L'espèce majoritairement trouvée est *Blastocystis hominis* suivie d'*Endolimax nanus*, contrairement aux helminthes qui ne représentent que 5% de la fréquence globale, avec comme seules espèces mises en évidence : *Enterobius vermicularis* et *Tania* sp.

L'analyse des résultats obtenus, nous permet de tirer deux types de conclusions :

-Insuffisance de l'examen direct qui laisse passer inaperçu, un grand nombre de parasitoses digestives sans qu'il soit pour autant inutile puisque son association à certaines techniques notamment diphasiques pourrait offrir une sécurité presque totale.

-Efficacité inégale des différentes techniques qui sont pour la plupart très étroitement liées à un élément parasitaire ou à une gamme de parasites.

Il nous paraît donc hautement souhaitable de voir tous les biologistes pratiquer ces techniques de concentration et de choisir parmi celles-ci les méthodes qui ont fait leurs preuves et qui offrent une sécurité maximale.

A l'issue de cette étude nous remarquons que malgré qu'une frange importante des habitants de TIZI OUZOU ait des informations sur les parasitoses intestinales, ils ont cependant de mauvaises habitudes et pratiques, notamment le lavage insuffisant des mains et aliments, la non utilisation des ustensiles propres et la mauvaise évacuation des eaux usées, principalement dans les restaurants et chez la population carcérale.

CONCLUSION

Il est donc nécessaire d'appliquer des mesures préventives individuelles et collectives (les règles d'hygiène, le traitement des eaux, le dépistage de ces parasitoses lors des visites médicales des écoliers, la répétition des examens des selles et le renforcement des laboratoires de parasitologie en matériel adéquat)

A la fin, on espère que nos données vont dans le sens d'une meilleure prise en compte de l'épidémiologie locale, et que d'autres études se réalisent sur un plus grand échantillon et sur une plus longue période en visant plusieurs régions. Les résultats seront plus concluants et donnent une meilleure appréciation sur ce problème.

REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES

REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES

- (1) Édition professionnelle du Manuel MSD.
- (2) Nicolas, X., B. Chevalier, F. Simon, et F. Klotz. « Traitement des parasitoses intestinales (amibiase et mycoses exclues) ». *Encycl Méd Chir*, 2002
- (3) Adedayo O, Nasiiro R. Intestinal parasitoses. *J Natl Med Assoc.* 2004Jan;96(1):93–6.PMID:14746358
- (4) Brito LL, Barreto ML, Silva Rde C, Assis AM, Reis MG, Parraga I, et al. Fatores de risco para anemia por deficiência de ferro em crianças e adolescentes parasitados por helmintos intestinais. [Risk factors for iron-deficiency anemia in children and adolescents with intestinal helminthic infections]. *Rev Panam Salud Publica.* 2003 Dec;14(6):422–31.PMID:14769159
- (5) Rice JE, Skull SA, Pearce C, Mulholland N, Davie G, Carapetis JR. Screening for intestinal parasites in recently arrived children from East Africa. *J Paediatr Child Health.* 2003 Aug;39(6):456–9.PMID:12919501
- (6) Intestinal protozoan and helminthic infection. Geneva: World Health Organization;1981 (Technical Report Series No.666).
- (7) (Turberg., 2003).
- (8) (Kabango.2012)
- (9) Buchy P.. Les parasitoses digestives dans la région de Mahajanga, côte Ouest de Madagascar.*Bull Soc Pathol Exot*, 2003, 96, 1,41-4541.
- (10) UMVF - Université Médicale VirtuelleFrancophone
- (11) Sabine Majera, Andreas Neumayrb, c, article de revue, Parasites de l'appareil gastrointestinal,*Swiss Medical Forum–Forum Médical Suiss* 2015;15(11), p242-250.
- (12) Aboussad, A., Krati, K., and Sab, I.A. M. SBIHI Professeur de Pédiatrie M. BOUSKRAOUI. 146.
- (13) Yason, J.A., Ajjampur, S.S.R., and Tan, K.S.W. (2016). Blastocystis Isolate B Exhibits Multiple Modes of Resistance against Antimicrobial Peptide LL-37. *Infect Immun* 84, 2220–2232.
- (14) Ghislaine, O.D. PRÉVALENCE DES PARASITOSEs INTESTINALES CHEZ LES ENFANTS DE 0 À 5 DANS LA COMMUNAUTÉ D'ANONKOI 3. 149.
- (15) Wéry M, Protozoologie médicale. Bruxelles: De Boeck et lacier; 1995.
- (16) Guillaume V. Parasitologie. Bruxelles : De boeck et larcier; Avr 2007.
- (17) Moulinier C. Parasitologie et mycologie médicale. Paris: Lavoisier; 2003
- (18) López MC, León CM, Fonseca J et al. Molecular Epidemiology of Entamoeba: First
- (19) Nicolas Valleix, parasitologie-mycologie, 2016-P10.

REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES

- (20) Laclotte C, Oussalah A, Rey P, et al. Helminthes et maladies inflammatoires chroniques intestinales. *Gastroentérologie Clinique et Biologique*, December 2008; 32(12): 1064-1074.
- (21) OMS. Infections intestinales à protozoaires et à helminthes: Rapport d'un Groupe Scientifique de l'OMS. *Série de Rapports Techniques*.1982; 666.
- (22) Bouchaud O, Aumaitre H. Diagnostic et traitement des parasitoses digestives (sauf amibiase). *EMC- maladies infectieuses*.1999;33(12);99-18.
- (23) FAUSSART A., DANIS M. Parasitoses digestives. *La Revue du Praticien*. 2008, 58, 79-85
- (24) STANLEY SL. Amoebiasis. *Lancet*. 2003, 361, 1025-34
- (25) GENTILINI M & Coll. Maladies parasitaires : Amibiase. in *Médecine tropicale* (5^o édition), Paris, 1993, Flammarion éd., 159-173.
- (26) Parasitoses digestives : lambliaze, taeniasis, ascaridiose, oxyurose, amibiase, hydatidose (100) - *Corpus Médical de la Faculté de Médecine de Grenoble - version mobile*.
- (27) Jaquemin. P, Jaquemin. J.L, livre de parasitologie clinique, 3^{ème} édition Masson. Dépôt légal 1986
- (28) Magne D, Savel J, Gobert G. Flagelloses intestinales. *EMC- Maladie infectieuse*. 1996 ::(18-515-A-10):9.
- (29) Benouis A, Bekkouche Z, Benmansour Z. Etude épidémiologique des parasitoses intestinales humaines au niveau du CHU d'Oran (Algérie). *International Journal of Innovation and Applied Studies*. 2013 ; 2:613-20.
- (30) Ayadi A, Bahri I. Dientamoeba fragilis: flagellé pathogène? *Rev Tunisienne de Pédiatrie*. Laboratoire de parasitologie-mycologie. 1999 ; 4.
- (31) Petithory J.C. Amibes et flagellés intestinaux, amibes oculaires leur diagnostic microscopique. *Cahier de formation biologie médicale*. 1998 :(11) ; 174-180, 184-188, 190-202.
- (32) Boeck W. C. Chilomastix mensili and a method for its culture. *JEM* .1921: 33(2); 147-175.
- (33) Parasitologie Mycologie - Google Livres
- (34) Lambliaze - Maladies et états - Publications en ligne - Information pour le public - MSSLD.
- (35) Desoubieux G. Parasitoses intestinales cosmopolites. *Actualités pharmaceutiques*. 2011Oct;(509):24-29
- (36) Embranchement Des Ciliés | Sciences de la terre et de la vie | Biologie
- (37) Fiche Technique Santé-Sécurité : Agents Pathogènes – Balantidium coli - Canada.ca.
- (38) Bourée, P. (2007). Blastocystis : commensal ou pathogène ? Étude de 590 cas et revue de la littérature. *Antibiotiques* 9, 20–24.

REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES

- (39) Vogelberg C, Stensvold CR, Monecke S et al. Blastocystis sp, subtype 2 detection during recurrence of gastrointestinal and urticarial symptoms. *Parasitology international*. 2010;(159):469-471
- (40) Stenzel and Boreham, 1996; Boorom et al. 2008; Tan, 2008; Tan et al. 2010
- (41) Dogruman-Al et al. 2008; Eroglu et al. 2009; Souppart et al. 2009.
- (42) Coudert. P, Dreyfuss. G : Biologie et cycles parasitaires. Actualités pharmaceutiques n° 500 Novembre 2010
- (43) Association Française des Enseignants de Parasitologie et Mycologie Médicale ANOFEL.
- (44) Soares. A.J, Epidémiologie des épidémies alimentaires à *Cryptosporidium parvum*. Thèse vétérinaire N°88/03. Université Claude Bernard LYON.p :53-54.2003
- (45) Bern. C, Hernandez. B, Lopez. M.B, Arrowood. M.J, de Merida. A.M, Klein. R.E. The contrasting epidemiology of *Cyclospora* and *Cryptosporidium* among out patients in Guatemala. *Am. J. Trop. Med. Hyg.* 63 (2000) 231-235.
- (46) ResearchGate. « FIG 1 Schematic Representation of the *Cryptosporidium Parvum* Life. »
- (47) Divoux. E, Szajner. S, Le Moal.G, Vennisse. N, Faucher-Grassini.J, Dupuis.A : Mise au point sur le traitement de la cryptosporidiose : interet du nitazoxami *J Pharm Clin* 2006; 25(4) : 197-205
- (48) Desportes-Livage . I, Datry. A: *Microsporidia, Isospora and Sarcocystis infections EMC-Maladies Infectieuse 2* (2005) 178-196.
- (49) Arora, Deepak, and Bharti Arora, 'AIDS-Associated Parasitic Diarrhoea.', *Indian Journal of Medical Microbiology*, 2009
- (50) Bourée. P, Milundu. J, Dahane. N : Une cause mal connue de diarrée : l'isosporese Lors des journées nationales d'infectiologie, Lyon 2009
- (51) Mansfield. L.S, Gajadhar. A.A: *Cyclospora cayetanensis*, a food and waterborne coccidian parasite. *Vet. Parasit.* 126 (2004) 73-90.
- (52) CAYETANENSIS, CYCLOSPORA, and Leonor Chacín-Bonilla, 'GLOBAL WATER PATHOGEN PROJECT PART THREE. SPECIFIC EXCRETED PATHOGENS: ENVIRONMENTAL AND EPIDEMIOLOGY ASPECTS', 2017
- (53) Rizk. H, Soliman. M: Coccidiosis among malnourished children in Mansoura, Dakahlia Governorate, Egypt.*J Egypt Soc Parasitol* 2001; 31: 877-85.
- (54) Turk. M, Turker. M, Ak. M, et a: Cyclosporiasis associated with diarrhea in an immunocompetent patient in Turkey. *J Med Microbiol* 2004; 53: 255-7.
- (55) Fayer. R, Speer. C.A, Dubey. J.P:The general biology of *Cryptosporidium* 2^{ème} édition; Boca Raton CRC. Press 2007; p.1-41
- (56) Fayer, Ronald, Douglas H. Esposito, et Jitender P. Dubey. « Human Infections *Sarcocystis* Species ». *Clinical Microbiology Reviews* 28, no 2 (1 avril 2015): 295-311.

REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES

- (57) Smith. H.V: Detection of parasites in the environment. *Parasitology*, 117, S113–S141. (1998)
- (58) « PARASITOLOGIE - ...Téniasis (*T. solium*) ». http://untori2.crihan.fr/unsfp/2010_Lille_Aliouat_Parasitologie/co/2_1_2_tenia%20slium.htm 1 (5 mars 2020).
- (59) Ito, A., Yanagida, T., and Nakao, M. (2016). Recent advances and perspectives in molecular epidemiology of *Taenia solium* cysticercosis. *Infection, Genetics and Evolution* 40, 357–367.
- (60) Delpy, R., Guisset, M., and Klotz, F. (2005). Cestodoses adultes. EMC - Maladies Infectieuses 2, 11–32.
- (61) CDC. « CDC Works 24/7 ». Centers for Disease Control and Prevention
- (62) Bouchaud, O., Consigny, P.-H., Cot, M., Loup, G.L., and Odermatt-Biays, S. (2019). Médecine des voyages et tropicale : Médecine des migrants (Elsevier Health Sciences).
- (63) La contamination parasitaire liée à la consommation de viandes, de poisson et de végétaux dans les pays industrialisés - UNIVERSITÉ DE LORRAINE 2015
- (64) Aubry, P.P. Schistosomoses ou bilharzioses. 10.
- (65) Maladies hydriques, Trichocéphalose - Lenntech.
- (66) Ayadi A, Mahfoudh A, Mahjoubi F. Parasitoses intestinales chez l'enfant : Bilan de 2 ans dans le Centre Hospitalo-Universitaire de Sfax. *Méd. Afrique Noire*. 1991 ; 38(8/9), 557-560.
- (67) Soko TO, Ba PS, Carmoi T, Klotz F. Amibiase (amoébose) hépatique. *EMC Hépatologie* 2016:1–9 [Article 7-027-A-10].
- (68) Rousset J. Copro-parasitologie pratique: Intérêt et méthodologie, notions sur les parasites du tube digestif: édition boeck secundair. 1993.
- (69) *Rev Med Suisse* 2007; volume 3. 32314
- (70) Claude Guiguen, coprologie parasitaire, dossier scientifique, revue francophone des laboratoires, Mars 2012-N0 440- p25.
- (71) Organisation Mondiale de la Santé. Prise en charge et prévention de la diarrhée. Manuel
- (72) Aumaître H, Bouchaud O. Parasitoses digestives. In : Rambaud JC. *Traité de Gastroentérologie*. Paris, Flammarion Médecine-Sciences, 2000 : 467-81.
- (73) Dutoit E, Camus D. Les examens biologiques indirects en pathologie digestive parasitaires. *Gastroenterol Clin Biol* 1995 ; 19 : 104-9.
- (74) Katz DE, Taylor DN. Parasitic infections of the gastrointestinal tract. *Gastroenterol Clin North Am* 2001 ; 30 : 797-815.
- (75) Parija SC, Sheeladevi C, Shivaprakash MR, Biswal N. Evaluation of lactophenol cotton blue stain for detection of eggs of *Enterobius vermicularis* in perianal surface samples. *Trop Doct* 2001 ; 31 : 214-567

REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES

- (76) Cartwright CP. Utility of multiple-stool-specimen ova and parasite examinations in a high-prevalence setting. *J Clin Microbiol* 1999 ; 37 : 2408-11.
- (77) Garcia LS. 2004. Parasitology, p 9.0.1–9.10.8.3. In Isenberg HD (ed), *Clinical microbiology procedures handbook*, 2nd ed, vol 2. ASM Press, Washington, DC.
- (78) Guiguen, Claude. « Avant-Propos – Coprologie parasitaire ».
- (79) Achir. I, Hamrioui. B. La coprologie parasitaire, Grands Cours, Institut Pasteur d'Algérie
- (80) Dr El hassani I. Profil du portage parasitaire intestinal observé au laboratoire de parasitologie de l'hôpital militaire Moulay Ismail, Meknès. 2014:15-14.
- (81) Diao F. Contribution à l'étude de la prévalence des endémies parasitaires (paludisme, Bilharziose urinaire, Parasitoses entériques) dans 2 villages riverains de la vallée fossile de Sandougou. Thèse, Pharm. 1999: (73).
- (82) 'Atlante Dei Protozoi Intestinali Umani - Sezione AMEBE Identificazione Microscopica Di Giovanni Swierczynski e Bruno Milanesi'
- (83) Garcia, Lynne S., Michael Arrowood, Evelyne Kokoskin, Graeme P. Paltridge, Dylan R. Pillai, Gary W. Procop, and others, 'Laboratory Diagnosis of Parasites from the Gastrointestinal Tract', *Clinical Microbiology Reviews*, 31.1 (2018)
- (84) laboratoire de santé publique du quebec Méthodes de laboratoire en parasitologie intestinale
- (85) Belkaid. M, Amrioui. B, Tabet Merraz. O, Zenaidi. N, Bahbou. M. Diagnostic de laboratoire en parasitologie. Examen direct ; Alger : El khezna-rahma ; 1992.
- (86) Bern. C, Hernandez. B, Lopez. M.B, Arrowood. M.J, de Merida. A.M, Klein. R.E. The contrasting epidemiology of Cyclospora and Cryptosporidium among out patients in Guatemala. *Am. J. Trop. Med. Hyg.* 63 (2000) 231-235.
- (87) Ash, L.R. and Orihel, T.C. 1987. Parasites : a guide to laboratory procedures and identification. American Society of Clinical Pathologists Press, Chicago
- (88) Balows, A. et al. 1991. Manual of Clinical Microbiology, 5th ed. American Society for Microbiology, Washington, D.C
- (89) National Committee for Clinical Laboratory Standards. 1997. Procedures for the recovery and identification of parasites from the intestinal tract; Approved Guideline. NCCLS Document M28-A, Pennsylvania
- (90) FRANCOPHONE DES LABORATOIRES • N° 518 • JANVIER 2020
- (91) Bachi F. Cours de coprologie parasitaire. Institut Pasteur d'Algérie, Service Biologie Parasitaire). 2014 : 20-5
- (92) Liu LX, Weller PF. Antiparasitic drugs. *N Engl J M* 1996;33:1178-1184.
- (93) Rosenblatt JE. Antiparasitic agents. *Mayo Clin Proc* 1992;67:276-287.
- (94) Edouard B, Bohand X, Maslin J. Médicaments des infections à protozoaires (paludisme exclu). *Encycl. Méd. Chir. Elsevier, Paris, Maladies infectieuses* 8-006-G-15, 2005, 8 p.

REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES

- (95) Gentilini. M, Danis. M, Brucker. G, Richard-Lenoble. D. Diagnostic en parasitologie, 2ème édition Masson 1998, p 132.
- (96) ORGANISATION WORLD HEALTH, 1987. World Health Organization. Les progrès de la mise au point et de l'utilisation des antiviraux et de l'interféron : rapport d'un Groupe scientifique de l'OMS [réuni à Genève du 10 au 13 mars 1987]. 1987.
- (97) LARIVIERE M. Parasitologie Médicale, les grandes endémies, épidémiologie, prophylaxie Paris : Les Editions Fouchers, 1978, 223 p.
- (98) Dancesco. P, Abeu. J, Akakpo. C, Iamandi. I, Kacou. E, Quenou. F. 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/Santé. 2005;15(1): 10-5.
- (99) Bouyakoub. S ; Mezidi.I. etude épidémiologique des parasites gastro- intestinaux chez l'enfant.
- (100) Abdoune. F Hadj ali. F Yahiaoui. Y Parasitoses intestinales diagnostiquées au CHU de Tizi-Ouzou, 2018
- (101) Dani. F, Saib.M. Parasitoses intestinales diagnostiquées au CHU de Tizi-Ouzou, 2017
- (102) Epidemiological retrospective survey intestinal parasitism in the Provincial Hospital Center (Kenitra, Morocco): Review of 10 years (1996-2005)
- (103) Kasmi.H,Saidouni.A .Etude de la prévalence des protozooses intestinales diagnostiquées au sein du laboratoire de parasitologie-mycologie du CHU de Tlemcen 2016
- (104) Moutaj, R, E Elmezouari, and S Kaddouri, 'Professeur d'Epidemiologie', 114
- (105) Rey P, Andriamanantena D, Bredin C, Klotz F. Colites parasitaires. EMC - Hépatogastroentérologie April 2005; 2(2):162-175
- (106) Mostafi J, Belghyti D, El Kostali M, et al . Prévalence des parasitoses intestinales chez les enfants adressés pour coprologie parasitaire à l'hôpital Moulay Abdellah de Salé (Maroc). World Journal of Biological Research, 7april 2011 ;4(1):1-5.
- (107) Köksal, Fatma, İlknur Başlantı, and Mustafa Samastı, 'A Retrospective Evaluation of the Prevalence of Intestinal Parasites in Istanbul, Turkey', 7
- (108) Poirier P, Wawrzyniak I, Vivarès C, Delbac F, El Alaoui H. New insights into Blastocystis sp: a potential link with irritable bowel syndrome. PLoS Pathog. 2012 March; 8
- (109) Tan K. New insights on classification, identification, and clinical relevance of Blastocystis sp. Clin Microbiol Rev. 2008; 21: p. 639–665.
- (110) Clark C, van der Giezen M, Alfellani M, Stensvold C. Recent developments in Blastocystis research. Adv Parasitol. 2013; 82: p. 1-32.
- (111) Faye, O, O N'Dir, O Gaye, Y Dieng, T Dieng, I B Bah, and others, 'LES PARASITOISES INTESTINALES DANS LE BASSIN DU FLEUVE SENEGAL Résultats d'enquêtes effectuées en milieu rural', *Médecine d'Afrique Noire*, 1998, 6

REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES

- (112) Parasitoses Intestinales Dans La Région de Sfax (Sud Tunisien) Etude Retrospective. Digestive Parasites in Sfax (South of Tunisia) : A Retrospective Study F. Cheikhrouhou; H. Trabelsi, H. Sellami, F. Makni and A. Ayadi Rev. Tun.Infectiol, 2009 ; .3, (2) :. 14-18.'
- (113) Nidal BELHAMRI Profil épidémiologique des parasitoses intestinales au service de Parasitologie Mycologie à l'Hôpital Militaire Avicenne de Marrakech
- (114) Nicolas M, Perez JM and Carme B. Diagnostic des parasitoses intestinales au CHU de la Guadeloupe : évolution de 1991 à 2003. Bull Soc Pathol Exot, 2006;99(4):254-257.
- (115) Eligail A, Masawi A, Al-Jaser N, Abdelrahman K, Shah A . Audit of stool analysis results to ensure the prevalence of common types of intestinal parasites in Riyadh region, Saudi Arabia. Saudi Journal of Biological Sciences, 2010;17:1–
- (116) Epidemiological retrospective survey intestinal parasitism in the Provincial Hospital Center (Kenitra, Morocco): Review of 10 years (1996-2005)
- (117) SAFAA RIFAI prévalence du portage parasitaire intestinal asymptomatique : mise en évidence chez les professionnels de l'alimentation de la région de Meknès.
- (118) Hadj Mohammed. F. Z, Mohammedi. A. Etude de la prévalence des parasitoses intestinales chez l'enfant diagnostiquées au sein du laboratoire de parasitologie-Mycologie médicale du CHU de Tlemcen, Mai 2017.
- (119) Petithory. J. C. Amibes et flagellés intestinaux, amibes oculaires leur diagnostic microscopique. Cahier de formation biologie médicale N°11 septembre 1998.
- (120) Picot S, de Montbrison F. Balantidium coli. Enc Med Chir Biol Med 2003; 90-40-004
- (121) Nakauchi K. The prevalence of Balantidium coli infection in fifty-six mammalian species. J Vet Med Sc 1999 ; 61 : 63-5.
- (122) Dominique Chabasse, Michel Miegville. 2e cycle des études médicales. Enseignement de Parasitologie et Mycologie 3ème édition (Septembre 2007). TICEM Faculté de Médecine de Nantes.
- (123) Bonnin. A, Dalle. F, Valot. S, Dautin. G, Di Palma. M. Infections à cryptosporidies et à *Cyclospora*. EMC Maladies infectieuses. 2006:1-11 [Article 18-501-A-10].
- (124) Wellcome Collection. « Ascaris Lumbricoides | Catalogue Search ». Consulté le 10 juin 2020. <https://wellcomecollection.org/works?query=ascaris lumbricoides>.
- (125) Fastest Clinical Insight Engine | Clinical Gate.
- (126) Medical Care Development International
- (127) « oeuf de strongyloides stercoralis ». Consulté le 11 juin 2020. http://alizarine.vetagro-sup.fr/copro-parasite/sommaire/diagnostic_par_especes/chien/page_photo/pstrongsterco.htm.
- (128) cagirltoo22 (2011). Necator americanus-male hook worm.
- (129) TREMATÓDEOS (XISTOSE, BARRIGA D'ÁGUA).
- (130) ASNOM - Association Amicale Santé Navale et d'Outre Mer.

REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES

(131) Trematodes. <http://ruby.fgcu.edu/courses/davidb/50249/web/trematodes.htm#fbuski>.

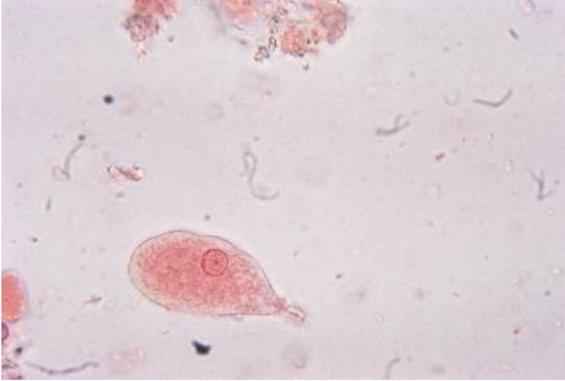
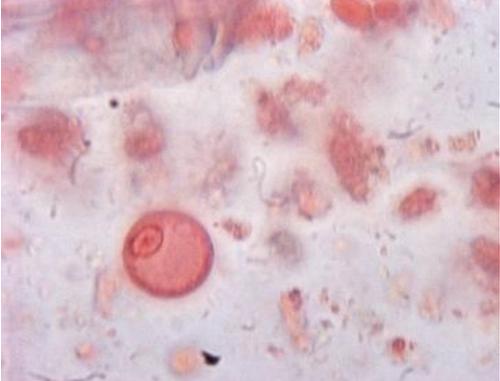
(132) Heterophyes sp. Flukes. *MONSTER HUNTER'S GUIDE TO: VETERINARY PARASITOLOGY*

ANNEXES

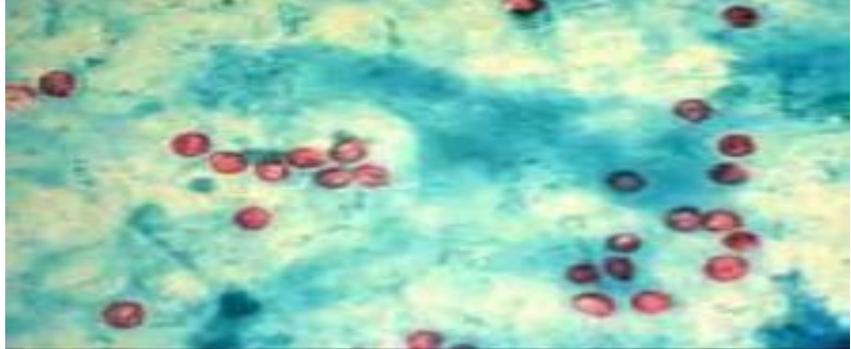
ANNEXES

Annexe 1

Tableau XXIV : Formes végétatives et kystiques des agents pathogènes des protozoaires

Parasite	Forme végétative	Forme kystique
<i>Entamoeba histolytica</i> (119)	 <p>Figure 66 : Forme végétative d'<i>Entamoeba histolytica</i>. Objectif $\times 100$.</p>	 <p>Figure 67: Kyste d'<i>Entamoeba histolytica</i>. Objectif $\times 100$.</p>
<i>Giardia intestinalis</i> (119)	 <p>Figure 68 : Forme végétative de <i>Giardia intestinalis</i>. Objectif $\times 100$.</p>	 <p>Figure 69 : Kyste de <i>Giardia Intestinalis</i>. Objectif $\times 100$.</p>
<i>Balantidium coli</i> (120,121)	 <p>Figure 70 : Forme végétative de <i>Balantidium coli</i>. Objectif $\times 200$.</p>	 <p>Figure 71 : Kyste de <i>Balantidium coli</i>. Objectif $\times 400$.</p>

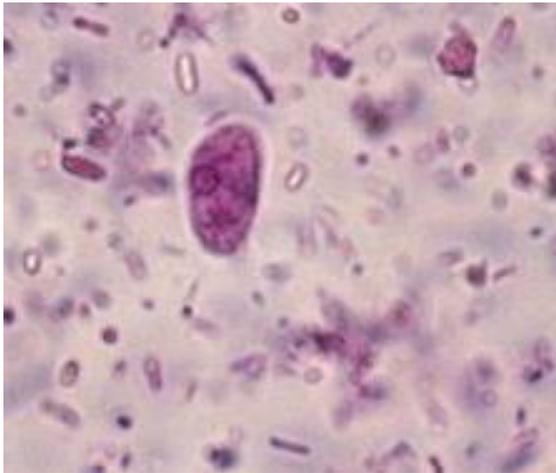
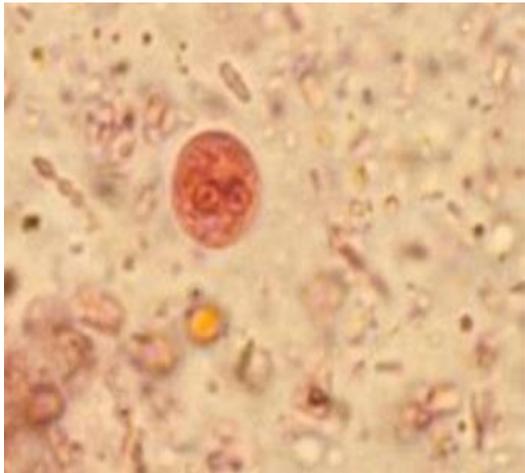
ANNEXES

<p><i>Cryptosporidium parvum</i> (122)</p>	 <p>Figure 72 : Oocyste de <i>Cryptosporidium parvum</i>. Objectif × 400</p>
<p><i>Isospora belli</i> (122)</p>	 <p>Figure 73 : Oocyste d'<i>Isospora belli</i>. Objectif × 400</p>
<p><i>Cyclospora cayetanensis</i> (123)</p>	 <p>Figure 74 : Oocyste de <i>cyclospora cayetanensis</i>. Objectif × 1000.</p>

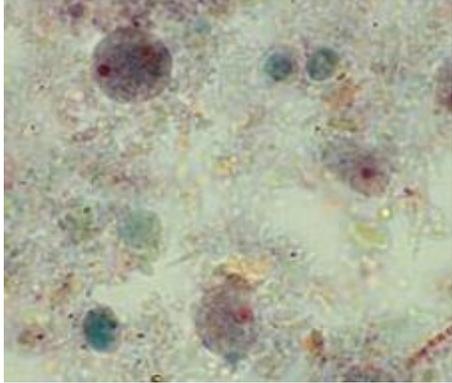
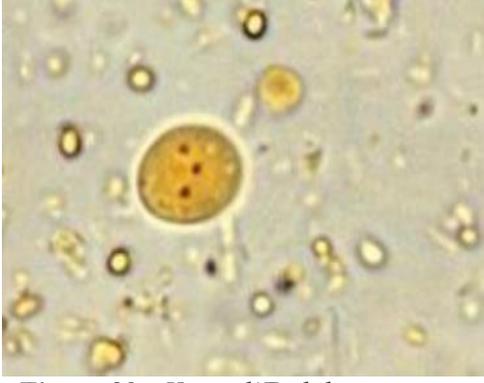
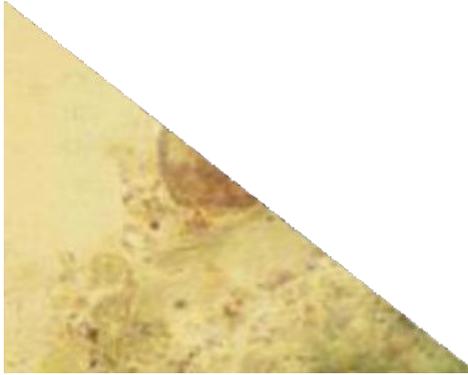
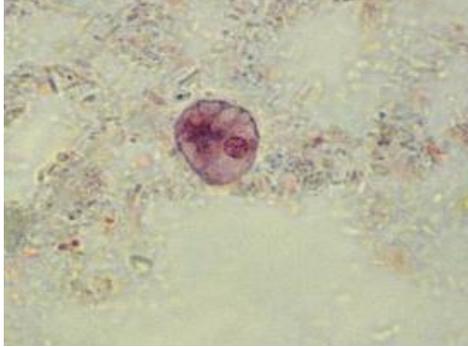
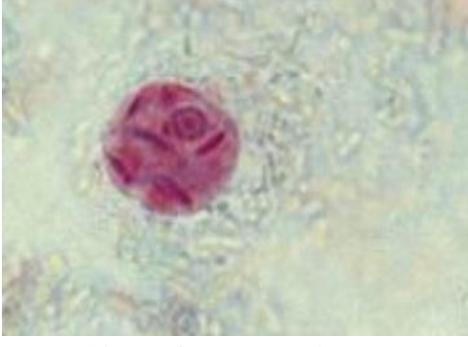
ANNEXES

Annexe 2

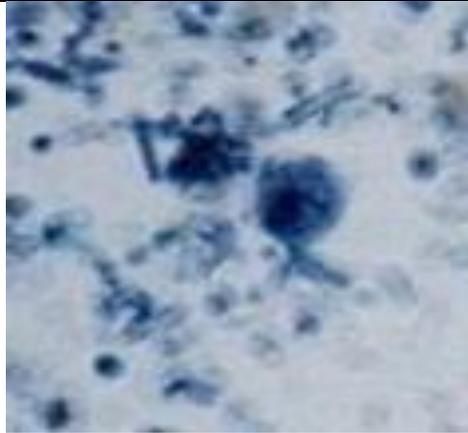
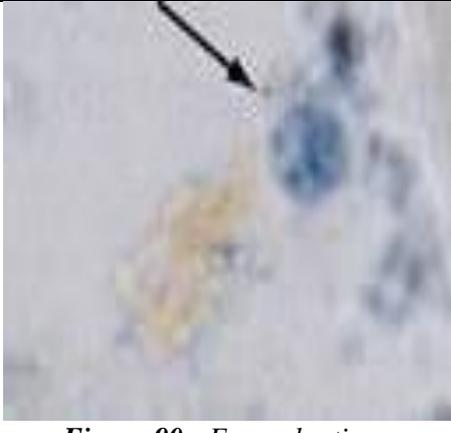
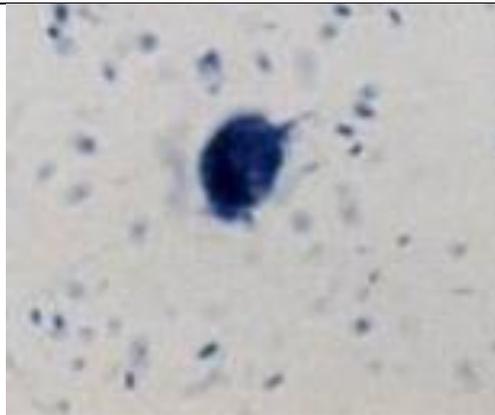
Tableau XXV : formes végétatives et kystiques des agents non pathogènes des protozoaires

Parasite	Forme végétative	Forme kystique
<i>Entamoeba coli</i> (119)	 <p><i>Figure 75</i> : Forme végétative d'<i>Entamoeba coli</i>. Objectif $\times 100$.</p>	 <p><i>Figure 76</i> : kyste d'<i>Entamoeba dispar</i>. Objectif $\times 100$.</p>
<i>Pseudolimax butshlii</i> (119)	 <p><i>Figure 77</i> : Forme végétative de <i>Pseudolimax butshlii</i>. Objectif $\times 100$</p>	 <p><i>Figure 78</i> : Kyste de <i>Pseudolimax butshlii</i>. Objectif $\times 100$.</p>
<i>Entamoeba hartmanii</i> . (119)	 <p><i>Figure 79</i> : Forme végétative d'<i>Entamoeba hartmanii</i>. Objectif $\times 100$.</p>	 <p><i>Figure 80</i>: Kyste d'<i>Entamoeba hartmanii</i>. objectif $\times 100$.</p>

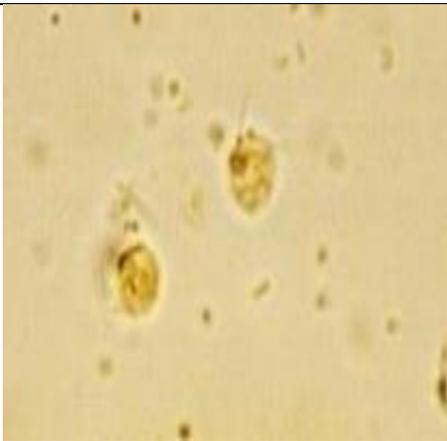
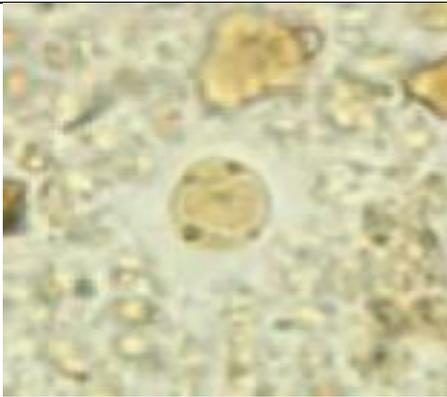
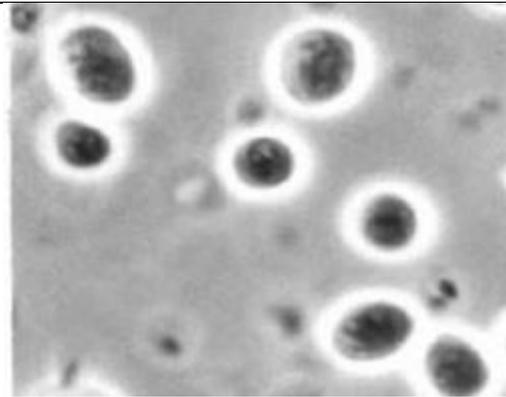
ANNEXES

<p><i>Endolimax nanu</i> (119)</p>	 <p>Figure 81 : Forme végétative d'<i>Endolimax nanus</i>. Objectif×100.</p>	 <p>Figure 82 : Kyste d'<i>Endolimax nanus</i>. Objectif ×100.</p>
<p><i>Entamoeba dispar</i> (119)</p>	 <p>Figure 83 : Forme végétative d'<i>Entamoeba dispar</i>. Objectif×100.</p>	 <p>Figure 84 : kyste d'<i>Entamoeba dispar</i>. Objectif ×100.</p>
<p><i>Entamoeba polecki</i> (119)</p>	 <p>Figure 85 : Forme végétative d'<i>Entamoeba polecki</i>. Objectif ×100</p>	 <p>Figure 86 : Forme kystique d'<i>Entamoeba polecki</i>. Objectif ×100</p>

ANNEXES

<p><i>Chilomastix mesnili</i> (119)</p>	 <p>Figure 87 : Forme végétative de <i>Chilomastix mesnili</i>. Objectif×100.</p>	 <p>Figure 88 : forme kystique de <i>Chilomastix mesnili</i>. Objectif ×100.</p>
<p><i>Enteromonas hominis</i> (119)</p>	 <p>Figure 89 : Forme végétative d'<i>Enteromonas hominis</i>. Objectif ×100.</p>	 <p>Figure 90 : Forme kystique d'<i>Enteromonas hominis</i>. Objectif ×40.</p>
<p><i>Trichomonas intestinalis</i> (119)</p>	 <p>Figure 91 : Forme végétative de <i>Trichomonas intestinalis</i>. Objectif ×100.</p>	<p>Pas de kyste</p>

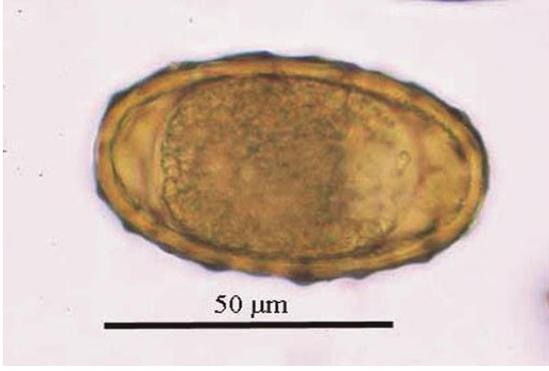
ANNEXES

<p><i>Dientamoeba fragilis</i> (119)</p>	 <p>Figure 92 : Forme végétative de <i>Dientamoeba fragilis</i>. Objectif $\times 100$.</p>	<p>Pas de kyste</p>
<p><i>Embadoomonas intestinalis</i> (119,43)</p>	 <p>Figure 93 : Forme végétative d'<i>Embadoomonas intestinalis</i>. Objectif $\times 100$.</p>	 <p>Figure 94 : kyste d'<i>Embadoomonas intestinalis</i>.</p>
<p><i>blastocystis hominis</i> (109,38)</p>	 <p>Figure 95 : Forme vacuolaire de <i>blastocystis hominis</i>.</p>	 <p>Figure 96 : Forme kystique de <i>Blastocystis hominis</i></p>

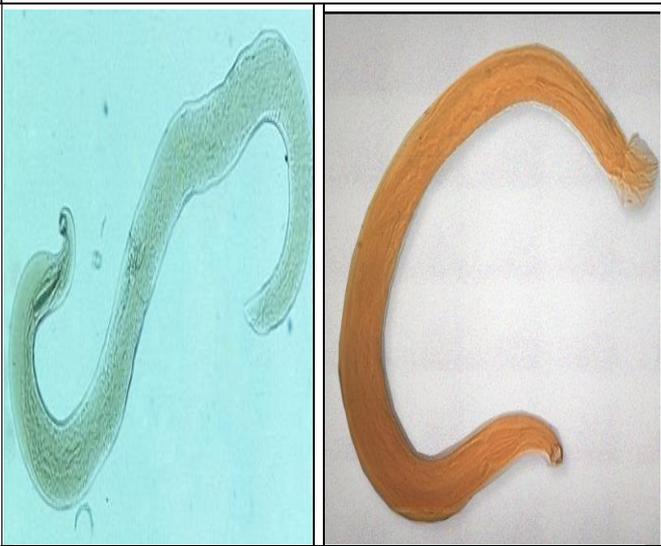
ANNEXES

Annexes 3

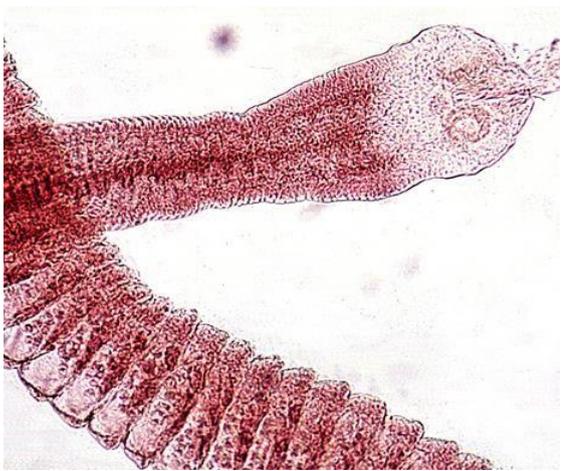
Tableau XXVI : formes adultes et œufs d'helminthes.

Parasite	Adulte	Œuf
<p><i>Ascaris lumbricoïdes</i> (43,124)</p>	 <p><i>Figure 97 : Adultes d'Ascaris lumbricoïdes (mâle et femelle)</i></p>	 <p><i>Figure 98 : Œuf mamelonné fécondé d'Ascaris lumbricoïdes. Objectif x 40</i></p>
<p><i>Enterobius vermicularis</i> (43,61)</p>	 <p><i>Figure 99 : Adultes d'Enterobius vermicularis (mâle et femelle)</i></p>	 <p><i>Figure 100 : Œuf d'Enterobius vermicularis. Objectif x 40</i></p>
<p><i>Trichuris trichiura</i> (125)</p>	 <p><i>Figure 101 : Adulte de Trichuris trichiura (femelle et male)</i></p>	 <p><i>Figure 102 : Œuf de trichuris trichiura. Objectif x 40</i></p>

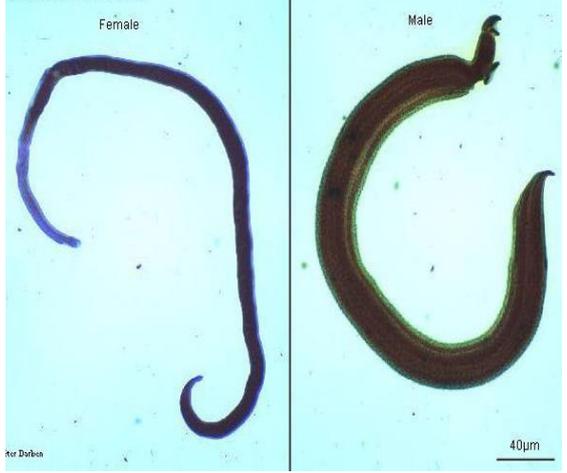
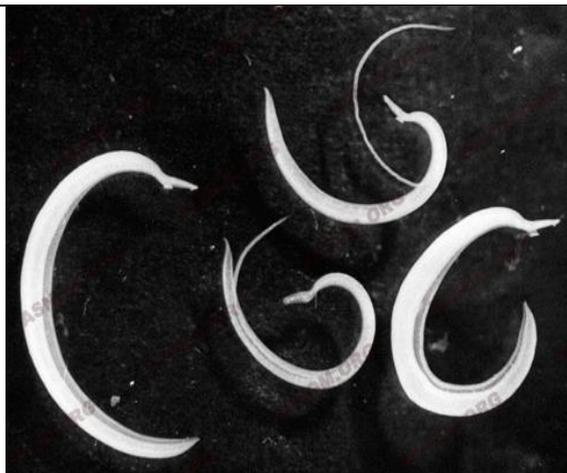
ANNEXES

<p><i>Strongyloides stercoralis</i> (126,127)</p>	 <p>Figure 103 : Adultes de <i>Strongyloides stercoralis</i> (mâle et femelle)</p>	 <p>Figure 104 : Œuf de <i>Strongyloides stercoralis</i>. Objectif x 40</p>
<p><i>Necator americanus</i> (43,128)</p>	 <p>Figure 105 : Adultes de <i>Necator americanus</i> (male et femelle).</p>	 <p>Figure 106: Œuf de <i>Necator americanus</i>. Objectif x 40</p>
<p><i>Ancylostoma duodenale</i> (43)</p>	 <p>Figure 107 : Adultes d'<i>Ancylostoma duodenale</i> (femelle et male.</p>	 <p>Figure 108 : Œuf d'<i>Ancylostoma duodenale</i>. Objectif x 40</p>

ANNEXES

<p><i>Tænia saginata</i> et <i>Tænia solium</i> (43)</p>	 <p>Figure 109 : Adultes de <i>Tænia saginata</i> (gauche) et <i>Tænia solium</i> (droite).</p>	 <p>Figure 110 : Œuf de <i>Tænia saginata</i> et <i>Tænia solium</i>.</p>
<p><i>Diphyllobothrium latum</i> (43)</p>	 <p>Figure 111 : Adulte de <i>Diphyllobothrium latum</i>.</p>	 <p>Figure 112 : Œuf de <i>Diphyllobothrium latum</i>. Objectif x 40</p>
<p><i>Hymenolepis nana</i> (43)</p>	 <p>Figure 113 : Adulte d'<i>Hymenolepis nana</i>.</p>	 <p>Figure 114 : Œuf d'<i>Hymenolepis nana</i>. Objectif x40</p>

ANNEXES

<p><i>Schistosoma mansoni</i> (43,129)</p>	 <p>Figure 115 : Adulte de <i>S.mansoni</i> (femelle et male)</p>	 <p>Figure 116 : Œuf de <i>S.mansoni</i>. Objectif x 40</p>
<p><i>Schistosoma japonicum</i> (43,129)</p>	 <p>Figure 117 : Adulte de <i>S.japonicum</i> (femelle et male)</p>	 <p>Figure 118 : Œuf de <i>S.japonicum</i>. Objectif x 40</p>
<p><i>Schistosoma intercalatum</i> (43,130)</p>	 <p>Figure 119 : Adultes de <i>S.intercalatum</i>.</p>	 <p>Figure 120 : Œuf de <i>S.intercalatum</i>. Objectif x 40</p>

ANNEXES

<p><i>Fasciolopsis buski</i> (43,131)</p>	 <p>Figure 121 : Adulte de <i>Fasciolopsis buski</i>.</p>	 <p>Figure 122 : Euf de <i>Fasciolopsis buski</i>. Objectif x 40</p>
<p><i>Heterophyes heterophyes</i> (43,132)</p>	 <p>Figure 123 : Adulte d'<i>Heterophyes heterophyes</i>.</p>	 <p>Figure 124 : Euf d'<i>Heterophyes heterophyes</i>. Objectif x 40</p>

ANNEXES

Annexes 4

Tableau XXVII : Composition des réactifs (91)

Méthode	Réactif
Coloration au MIF.	<ul style="list-style-type: none"> ▪ <u>Teinture de Merthiolate (à conserver en flacon brun) :</u> <ul style="list-style-type: none"> -Merthiolate (mercurothiosalicylate de Na) : 1g. -Monoéthanolamine : 1g. -Acétone : 100 ml. -Eau qsp 1000 ml. -Eosine aqueuse : 2g. ▪ <u>Solution MF (à conserver en flacon brun) :</u> <ul style="list-style-type: none"> -Teinture de Merthiolate : 200 ml. -Formol du commerce : 25 ml. -Glycérine : 5 ml. -H2O distillée : 250 ml. ▪ <u>MIF :</u> <ul style="list-style-type: none"> -Teinture de merthiolate : 7.75 ml. -Lugol à 5% : 1 ml. -Formol : 1.25 ml.
Lugol 5%	<ul style="list-style-type: none"> - Iode en paillettes : 0.5 g. - Iodure de potassium : 1g. - Eau distillée : 10 ml.
Coloration au bleu de méthylène	<p><u>Solution A :</u></p> <ul style="list-style-type: none"> -Acide acétique glacial : 1.2 ml. -Eau distillée : 98.8 ml. <p><u>Solution B :</u></p> <ul style="list-style-type: none"> -Sodium : 1.6 g. -Eau distillée : 100 ml. <p><u>Solution du bleu de méthylène tamponné :</u></p> <ul style="list-style-type: none"> -Solution A : 46.3 ml. -Solution B : 3.7 ml. -Bleu de méthylène : 0.5 g. -Eau distillée qsp 100 ml
Coloration au cristal violet de Bailenger	<ul style="list-style-type: none"> Cristal violet : 2g. -Fuchsine basique : 0.05g. -Alcool à 95° : 20 ml. -Phénol cristallisé fondu : 10 ml. -Eau distillée qsp 100 ml.
Technique de Janecso modifiée.	<ul style="list-style-type: none"> Réactif Iodomercurique (densité 1,440) - Iodure de potassium 53 g. - Iodure mercurique (Biiodure de mercure) 10g. - Eau distillée 100 ml.
Méthode de Heidenheim à l'hématoxyline ferrique.	<p><u>Solution A :</u></p> <ul style="list-style-type: none"> -Dissoudre 1g de cristaux d'hématoxyline

ANNEXES

	<p>dans 100 ml d'alcool à 95°.</p> <p>-Laisser reposer une semaine à la lumière, puis filtrer.</p> <p><u>Solution B :</u></p> <p>-Sulfate ferreux d'ammonium : 1g.</p> <p>-Sulfate ferrique d'ammonium : 1g.</p> <p>-Acide chlorhydrique : 1 ml.</p> <p>-Eau distillée : 97 ml.</p> <p>4 heures avant l'emploi, mélanger 25 ml de la solution A avec 25 ml de la solution B.</p>
Méthode au noir chlorazol de Kohn.	<p>-Noir chlorazol : 0.5 g.</p> <p>-Alcool éthylique à 90° : 17 ml.</p> <p>-Alcool méthylique : 16 ml.</p> <p>-Acide acétique : 2 ml.</p> <p>-Phénol : 2 ml.</p> <p>-Solution aqueuse d'acide phosphotungestique à 1% : 1.2 ml.</p> <p>-Eau distillée qsp 100 ml.</p>
Coloration de ZeihlNeelson modifiée par Henriksen et Poblenz.	<p><u>Solution A</u></p> <p>-Fuchsine basique : 1g.</p> <p>-Ethanol à 95% : 10ml.</p> <p>Dissoudre en broyant dans un mortier.</p> <p><u>Solution B</u></p> <p>-Phénol cristallisé : 5g.</p> <p>-Eau distillée : 100ml.</p> <p>Mélanger les solutions A et B.</p> <p>Laisser reposer pendant 8 jours.</p> <p>Filtrer et conserver à température ambiante.</p> <p>-Vert malachite à 5% : 5g de Vert malachite sont dissous dans 100ml d'eau distillée.</p>
Coloration au Trichrome de Weber	<p>Trichrome :</p> <p>- Chromotrope 2R : 0.6g.</p> <p>-Vert lumière : 0.3g.</p> <p>-Acide phosphotungestique : 0.7g.</p> <p>- Acide acétique : 1 ml.</p> <p>- Eau distillée qsp 100 ml.</p> <p>-Alcool acétique : 100 ml.</p>
Télman-Rivas modifiée par Bailenger	<p>Réactif acéto-acétique pH 5.5</p> <p>Réactif acéto-acétique :</p> <p>- Acétate de Na 15g.</p> <p>- Acide acétique 3,6 ml.</p> <p>- Eau distillée 1 litre.</p> <p>Ajuster, si nécessaire, à pH 5.5 avec Acide acétique.</p>
Réactif de Kato.	<p>Glycérine : 100 ml ;</p> <p>Eau distillée : 100 ml ;</p> <p>Vert de Malachite à 3% : 1 ml.</p>
Réactif de Willis	<p>Chlorures de sodium (NaCl) : 25 g ;</p> <p>Eau distillée : 75 ml.</p>

ANNEXES

Annexes 5

Tableau XXVIII : composition des milieux de cultures (91)

Milieu x	Composition
Milieu de Dobell et Laidlaw.	Support : Sérum de cheval coagulé en plan incliné. Ampoule : 5 ml de phase liquide composée de 6 parties de liquide de Ringer, 1 partie de sérum de cheval liquide plus amidon de riz.
Milieu LMS.	Solution saline ; Extrait de foie ; Extrait de levures ; Sérum de cheval décomplémenté ; Amidon de riz.
Milieu de Diamond.	Phase solide : C'est de l'agar. Phase liquide : Constituée de sérum, extraits d'embryon de poulet et vitamines.

Annexe 6

N°:

NOM : PRÉNOM :

ADRESSE :

AGE:.....

Contrôle sanitaire

motif médical

symptômes :

Douleur abdominale Diarrhée ballonnement

Vomissement Constipation prurit anal

-Maladies sous-jacentes :

-Traitement en cours :

Examen direct :

Méthode de Ritchie :

Méthode de Bailenger :

Méthode de willis :

Coloration de Ziehl Neelsen :

Coloration de Kohn :

RESUME

Une étude coprologique descriptive prospective entre le mois de Décembre 2019 et Février 2020, qui a intéressé 251 sujets incluant des enfants et des adultes adressés au service de parasitologie -mycologie du CHU Tizi-Ouzou, afin d'appréhender la situation des parasitoses digestives de cette région. Chaque patient a bénéficié d'un examen parasitologique des selles. Nous avons relevé 81 examens parasitologiques positifs, soit une prévalence de 32.30 %. Les protozoaires sont nettement fréquents (97.53 %) contrairement aux helminthes qui ne représentent que (2.47 %). La prévalence des protozoaires par ordre décroissant se présente comme suit : *Blastocystis hominis* (76.54%) *Endolimax nanus* (25.93%) *Entamoeba coli* (9.88%) *Entamoeba histolytica* (3.70%), *Giardia intestinalis*, *Pseudolimax butschlii*, *dientamoeba fragilis* et *Entamoeba hartmanni* figurent dans (2.47 %) des cas. Quant aux helminthes, *Enterobius vermicularis* et *tænia sp* sont les seuls rencontrés avec un pourcentage de (1.23 %) chacun. Ces espèces sont retrouvées en monoparasitisme dans (76.5 %) des cas et en polyparasitisme dans (23.5%). Les techniques d'enrichissement utilisées ont permis la correction de quelques examens directs révélés négatifs. Ces chiffres nous montrent que tant que les conditions sont favorables pour la transmission des parasitoses intestinales, elles constitueront toujours un problème de santé publique surtout chez l'enfant.

SUMMARY:

A prospective descriptive coprological study between December 2019 and February 2020, which involved 251 subjects including children and adults sent to the laboratory of parasitology-mycology of the CHU Tizi-Ouzou, in order to understand the situation of digestive parasitosis in this region. Each patient benefited from a parasitological examination of stools. We found 81 positive parasitological examinations, i.e. a prevalence of 32.30%. Protozoa are clearly frequent (97.53%), unlike helminths, which only represent (2.47%). The prevalence of protozoa in descending order is as follows: *Blastocystis hominis* (76.54%) *Endolimax nanus* (25.93%) *Entamoeba coli* (9.88%) *Entamoeba histolytica* (3.70%), *Giardia intestinalis*, *Pseudolimax butschlii*, *dientamoeba fragilis* and *Entamoeba hartmanni* appear in (2.47%) of cases. As for helminths, *Enterobius vermicularis* and *Taenia sp* are the only ones encountered with a percentage of (1.23 %) each. These species are found in single-parasitism in (76.5%) of cases and in polyparasitism in (23.5%). The enrichment techniques used allowed the correction of a few direct examinations that were found to be negative. These figures show us that as long as conditions are favourable for the transmission of intestinal parasitosis, it will always be a public health problem, especially in children.