

الجمهورية الجزائرية الديمقراطية الشعبية

République Algérienne Démocratique et Populaire

MINISTERE DE L'ENSEIGNEMENT SUPERIEUR
ET DE LA RECHERCHE SCIENTIFIQUE
UNIVERSITE ABOU BEKR BELKAÏD
FACULTE DE MEDECINE
DR. B. BENZERDJEB - TLEMCEN



وزارة التعليم العالي
والبحث العلمي
جامعة أبو بكر بلقايد
كلية الطب
د. ب. بن زرجب - تلمسان

DEPARTEMENT DE PHARMACIE

MEMOIRE DE FIN D'ETUDES POUR
L'OBTENTION DU DIPLOME DE DOCTEUR EN PHARMACIE

THÈME :

ETUDE DE LA PREVALENCE DES PARASIToses INTESTINALES CHEZ
L'ENFANT DIAGNOSTIQUE AU SEIN DU LABORATOIRE DE
PARASITOLOGIE-MYCOLOGIE MEDICALES DU CHU DE TLEMCEN

Présenté par :

HADJ MOHAMMED FATIMA ZAHRA
MOHAMMEDI AFFAF

Soutenu le 22/05/2017

Le Jury

Président :

Pr. CE. SMAHI Professeur en pédiatrie

Membres :

Dr. S. BENMEDDAH Maitre assistante en Parasitologie-Mycologie médicales CHUT

Dr.FZ. ILES Maitre assistante en Microbiologie CHUT

Encadreur :

Dr. D. BENYAHIA Maitre assistante en Parasitologie-Mycologie médicales CHUT

Co-encadreur:

Dr. S. CHAIF Assistante en parasitologie-mycologie médicales CHUT

بِسْمِ اللَّهِ الرَّحْمَنِ الرَّحِيمِ

Remerciement

Nous tenons à saisir cette occasion et adresser nos profonds remerciements et nos profondes reconnaissances à :

🌸 Notre encadrant de mémoire de fin d'étude, Docteur D. BENYAHIA :
Maitre assistante en parasitologie-mycologie médicales, CHU de Tlemcen.

Vous nous avez fait un grand honneur en acceptant de nous confier ce travail. nous tenons à vous remercier pour vos précieux conseils, vos aides, votre patience et votre soutien. Nous sommes très touchés par vos qualités professionnelles et humaines qui nous a servis d'exemple tout au long de notre recherche. Nous voudrions également vous témoigner notre gratitude pour qui nous a été utile afin de mener notre travail à bon port.

Veillez trouver ici, Docteur, l'expression de notre profonde gratitude.

🌸 Notre Co-encadreur de mémoire, Docteur S. CHAIF :
Assistante en parasitologie-mycologie médicales, CHU de Tlemcen.

Nous tenons à exprimer nos sincères remerciements pour votre aide disponibilité et votre soutien.

Veillez trouver ici, l'expression de notre profond respect.

🌸 A notre présidente de jury

Vous avez accepté très spontanément de faire partie de notre jury. Nous apprécions vos qualités professionnelle et humaines.

Veillez trouver ici, Professeur, l'expression de notre profond respect.

🌸 Aux docteurs FZ. ILES et S. BENMEDDAH :
Maitres assistantes, CHU de Tlemcen.

Vous nous avez fait l'honneur de faire partie de notre jury. Nous avons pu apprécier l'étendue de vos connaissances et vos grandes qualités humaines.

Veillez accepter, nos sincères remerciements et notre profond respect.

🌸 Aux résidents A. RABAH, Y. BENOSMAN et I.KAID.

Aucune expression ne saurait témoigner de notre reconnaissance et du profond estime que nous portons à votre personne.

🌸 A tout le personnel du service de pédiatrie et de CCI du CHU de Tlemcen :
En témoignage de notre gratitude et de nos remerciements.

🌸 Au personnel du service de microbiologie du CHU de Tlemcen :
*Pour toute l'aide qu'ils nous ont apporté lors de la réalisation de ce travail.
Sincère gratitude.*

Dédicaces

Je dédie ce mémoire

A mes très chers parents:

Aucun mot ne saurait exprimer ma profonde gratitude et ma sincère reconnaissance envers les deux personnes les plus chères à mon cœur ! Si mes expressions pourraient avoir quelque pouvoir, j'en serais profondément heureuse. Je vous dois ce que je suis. Vos prières et vos sacrifices m'ont comblés tout au long de mon existence. Que ce mémoire soit au niveau de vos attentes, présente pour vous l'estime et le respect que je voue, et qu'elle soit le témoignage de la fierté et l'estime que je ressens. Puisse dieu tout puissant vous procurer santé, bonheur et prospérité.

A mes chers frères :

Pour toute l'ambiance dont vous m'as entouré, pour toute la spontanéité et vos élan chaleureux, Je vous dédie ce travail. Puisse Dieu le tout puissant exhausser tous vos vœux.

A la famille Hadj Mohammed, A la famille Ourad :

Vous m'avez soutenu et comblé tout au long de mon parcours. Que ce travail soit témoignage de mes sentiments les plus sincères et les plus affectueux. Puisse dieu vous procurer bonheur et prospérité.

A ma chère amie Afaf :

Tu as été pour moi plus qu'une amie! Je ne saurais trouver une expression témoignant de ma reconnaissance et des sentiments de fraternité que je te porte. Je te dédie ce travail en témoignage de notre amitié que j'espère durera toute la vie.

A mes amis:

B.Tamgharet, A.Boumediou et H.Bensaoula.

A tous les moments qu'on a passé ensemble, à tous nos souvenirs ! Je vous souhaite à tous longue vie pleine de bonheur et de prospérité. Je vous dédie ce travail en témoignage de ma reconnaissance et de mon respect.

A mes chers collègues :

Tous les étudiants de la pharmacie et surtout ma promotion 2016/2017.

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

Hadj Mohammed. FZ

Dédicaces

☞ *Je dédie ce modeste travail et ma profonde gratitude :*

 ***A mes parents :***

Grâce à leurs tendres encouragements et leurs grands sacrifices, ils ont pu créer le climat affectueux et propice à la poursuite de mes études.

Aucune dédicace ne pourrait exprimer mon respect, ma considération et mes profonds sentiments envers eux. Je prie le bon Dieu de les bénir, de veiller sur eux, en espérant qu'ils seront toujours fiers de moi.

 ***A mes grands parents :***

Vos prières et vos bénédictions m'ont été un grand secours pour mener à bien mes études. Aucune dédicace ne saurait exprimer l'amour, l'estime, le dévouement et le respect que j'ai toujours eu pour vous.

 ***A ma sœur Yousra et mon frère Akram :***

Toutes mes expressions de mes sentiments, de respect et de reconnaissance pour le soutien qu'ils n'ont cessé de me porter.

 ***A ma chère binôme « Téma » et toute sa famille:***

Nous avons eu beaucoup d'échanges riches et intéressants qui nous ont amené à mieux connaître. Tu es gentille, sensible et pleine de vie. J'avoue que j'apprécie énormément cet adorable personnage que tu es. Je vous dédie ce travail avec tous mes vœux de bonheur et de santé.

 ***A tous mes professeurs :***

Leur générosité et leur soutien m'oblige de leurs témoigner mon profond respect et ma loyale considération.

 ***A mes amis :***

Pour tous ces agréables et inoubliables moments passés ensemble, je vous souhaite plein succès dans votre vie professionnelle.

A tous ceux qui, par un mot, m'ont donné la force de continuer

Mohammedi.Affaf

Table des matieres

| | |
|---|-----|
| Liste des abréviations..... | i |
| Liste de Figures | ii |
| Liste des tableaux..... | vii |
| Introduction..... | 2 |
| Partie théorique..... | 3 |
| Chapitre 01 : Epidémiologie et clinique des parasitoses intestinales..... | 4 |
| 1. Définitions | 5 |
| 2. Epidémiologie | 5 |
| 2.1. Classification des parasites intestinaux | 5 |
| 2.1.1. Ebranchement des protozoaires | 5 |
| 2.1.2. Embranchement des métazoaires | 5 |
| 2.2. Morphologie | 7 |
| 2.3. Cycle évolutif | 24 |
| 2.3.1. Protozoaires | 24 |
| 2.3.1.1. Cycle évolutif d' <i>Entamœba histolytica</i> | 24 |
| 2.3.1.2 Cycle évolutif de <i>Giardia intestinalis</i> | 24 |
| 2.3.1.3. Cycle évolutif de <i>Balantidium coli</i> | 25 |
| 2.3.1.4. Cycle évolutif de <i>Blastocystis sp</i> | 25 |
| 2.3.1.5. Cycle évolutif des sporozoaires | 25 |
| 2.3.1.6 Cycle évolutif des microsporidies | 26 |
| 2.3.2. Helminthes | 26 |
| 2.3.2.1. Cycle évolutif des nématodes | 26 |
| 2.3.2.2. Cycle évolutif des cestodes..... | 26 |
| 2.4. Mode de contamination..... | 30 |
| 2.5. La répartition géographique | 30 |
| 3. Physiopathologie | 30 |
| 3.1. Action spoliatrice | 30 |
| 3.2. Action mécanique | 31 |
| 3.3 .Action toxique | 31 |
| 3.4 Action immunodépressive | 31 |
| 4. Symptomatologie clinique et complication | 31 |
| Chapitre 02: Diagnostic des parasitoses intestinales | 38 |
| 1. Diagnostic d'orientation | 39 |

| | |
|--|----|
| 1.1. Critères épidémiologiques | 39 |
| 1.2. Critères cliniques | 39 |
| 1.3. Critères biologiques..... | 39 |
| 1.4. Critères radiologiques | 40 |
| 2. Diagnostic de certitude | 40 |
| 2.1. Condition du prélèvement..... | 40 |
| 2.1.1. Préparation du malade | 40 |
| 2.1.2 Prélèvement proprement dit..... | 40 |
| 2.1.2.1. Prélèvement de selles..... | 40 |
| 2.1.2.2 Scotch test..... | 41 |
| 2.2. Examen parasitologique des selles proprement dit..... | 41 |
| 2.2.1. L'examen macroscopique..... | 41 |
| 2.2.2. L'examen microscopique | 41 |
| 2.2.2.1. Examen direct à l'état frais | 41 |
| 2.2.2.2. Examen direct après coloration immédiates..... | 42 |
| 2.2.2.3. Examen après concentration..... | 43 |
| 2.2.2.4. Techniques spécifiques | 45 |
| 2.3. Coprocultures..... | 48 |
| 2.4. Diagnostic moléculaire | 49 |
| Chapitre 03: Traitement et prophylaxie | 50 |
| 1. Traitement | 51 |
| 1.1. Antiprotozoaires intestinaux | 51 |
| 1.2. Antihelminthiques intestinaux | 53 |
| 1.4. Traitement chirurgical | 55 |
| 1.5. Phytothérapie | 55 |
| 2. Prophylaxie | 55 |
| 2.1. Prophylaxie individuelle | 55 |
| 2.2. Prophylaxie collectives | 56 |
| 2.2.1. Prévention de la dissémination dans l'entourage | 56 |
| 2.2.2. Chimio prophylaxie | 56 |
| Partie pratique | 57 |
| 1. Objectifs du travail | 58 |

| | |
|---|------------|
| 1.1 Objectif principale | 58 |
| 1.1. Objectifs secondaires | 58 |
| 2. Matériels et méthodes | 58 |
| 2.1. Matériels et réactifs de laboratoire | 58 |
| 2.1.1. Matériels | 58 |
| 2.1.1. Réactifs | 59 |
| 2.2. Méthodes | 60 |
| 2.2.1. Protocole d'étude | 60 |
| 2.2.1.1 Lieu et période d'étude | 60 |
| 2.2.1.2. Population d'étude | 60 |
| 2.2.1.3. Critères d'inclusion | 61 |
| 2.2.1.4. Critères de non inclusion | 61 |
| 2.2.1.5. Critère de jugement | 61 |
| 2.2.1.6. Considérations éthiques | 61 |
| 2.2.1.7. Saisie des données et analyse statistique | 61 |
| 2.2.2. Procédure | 61 |
| 2.2.2.1. Recueil des donnés | 61 |
| 2.2.2.2. Recueil des prélèvements | 62 |
| 2.2.2.3. Diagnostic parasitologique | 64 |
| 3. Résultats et interprétations | 83 |
| 4. Discussion | 117 |
| Conclusion générale | 121 |
| Annexes | 123 |
| Bibliographie | 131 |

CHUT: Centre Hospitalo-Universitaire de Tlemcen.

Cp: comprimé.

E.h: Entamoeba histolytica.

EMC: Encyclopédie Medico-Chirurgicale

EPS: Examen parasitologique des selles.

Gel: Gélule.

g: gramme.

G: Grossissement.

J: Jour.

Kg: Killogramme.

m: Masse.

MF: Merthiolate-Formol.

M.I.F: Merthiolate-Iode-Formol.

ml : Millilitre.

NB : Note Bene

Obj: Objectif.

OMS: Organisation Mondiale de la Santé.

S/E : Sous embranchement

ST: Scotch test.

Susp: Suspension.

| | |
|--|----|
| Figure 1 : Classification zoologique des parasites intestinaux..... | 6 |
| Figure 2 : Forme végétative d' <i>Entamæba histolytica histolytica</i> | 19 |
| Figure 3 : Formes végétatives d' <i>Entamæba histolytica minuta</i> | 19 |
| Figure 4 : Kyste d' <i>Entamæba histolytica /dispar</i> | 19 |
| Figure 5 : Forme végétative d' <i>Entamæba hartmanni</i> | 19 |
| Figure 6 : Kyste d' <i>Entamæba hartmanni</i> | 19 |
| Figure 7 : Forme végétative d' <i>Entamæba dispar</i> | 19 |
| Figure 8 : Forme végétative d' <i>Entamæba polecki</i> | 19 |
| Figure 9 : Kyste d' <i>Entamæba polecki</i> | 19 |
| Figure 10 : Forme végétative d' <i>Entamæba coli</i> | 19 |
| Figure 11 : Kyste d' <i>Entamæba coli</i> | 19 |
| Figure 12 : Forme végétative de <i>Pseudolimax butschlii</i> | 19 |
| Figure 13 : Kyste de <i>Pseudolimax butschlii</i> | 19 |
| Figure 14 : Forme végétative d' <i>Endolimax nanus</i> | 20 |
| Figure 15 : Kyste d' <i>Endolimax nanus</i> | 20 |
| Figure 16 : Forme végétative de <i>Giardia intestinalis</i> | 20 |
| Figure 17 : Kyste de <i>Giardia intestinalis</i> | 20 |
| Figure 18 : Forme végétative de <i>Dientamæba fragilis</i> | 20 |
| Figure 19 : Forme végétative de <i>Chilomastix mesnili</i> | 20 |
| Figure 20 : Kyste de <i>Chilomastix mesnili</i> | 20 |
| Figure 21 : Forme végétative de <i>Trichomonas intestinalis</i> | 20 |
| Figure 22 : Forme végétative d' <i>Enteromonas hominis</i> | 20 |
| Figure 23 : Kyste d' <i>Enteromonas hominis</i> | 20 |
| Figure 24 : Forme végétative d' <i>Embadomonas intestinalis</i> | 20 |
| Figure 25 : Kyste d' <i>Embadomonas intestinalis</i> | 20 |
| Figure 26 : Forme végétative de <i>Balantidium coli</i> | 21 |
| Figure 27 : Kyste de <i>Balantidium coli</i> | 21 |
| Figure 28 : Oocyste de <i>Cryptosporidium sp</i> | 21 |
| Figure 29 : Oocyste d' <i>Isospora belli</i> | 21 |
| Figure 30 : Oocyste de <i>cyclospora cayetanensis</i> | 21 |
| Figure 31 : Oocyste de <i>Sarcocystis bovihominis</i> ou <i>S.hominis</i> | 21 |
| Figure 32 : Spore d' <i>Encephalitozoon intestinalis</i> | 21 |
| Figure 33 : Forme vacuolaire de <i>Blastocystis hominis</i> | 21 |

| | |
|--|----|
| Figure 34 : Forme granulaire de <i>Blastocystis hominis</i> | 21 |
| Figure 35 : Forme amiboïde de <i>Blastocystis hominis</i> | 21 |
| Figure 36 : Forme kystique de <i>Blastocystis hominis</i> | 21 |
| Figure 37 : Œuf d' <i>Ascaris lumbricoïdes</i> | 21 |
| Figure 38 : Adultes d' <i>Ascaris lumbricoïdes</i> | 22 |
| Figure 39 : Œuf de <i>Trichuris trichura</i> | 22 |
| Figure 40 : Adultes de <i>Trichuris trichura</i> | 22 |
| Figure 41 : Œuf d' <i>Enterobius vermicularis</i> | 22 |
| Figure 42 : Femelle d' <i>Enterobius vermicularis</i> | 22 |
| Figure 43 : Œuf d' <i>Ancylostoma duodenale</i> | 22 |
| Figure 44 : Adultes d' <i>Ancylostoma duodenale</i> | 22 |
| Figure 45 : Œuf du <i>Necator americanus</i> | 22 |
| Figure 46 : Adultes de <i>Necator americanus</i> | 22 |
| Figure 47 : Œuf du <i>Strongyloïdes stercoralis</i> | 22 |
| Figure 48 : Larve rhabditoïde du <i>Strongyloïdes stercoralis</i> | 22 |
| Figure 49 : Larve strongyloïde du <i>Strongyloïdes stercoralis</i> | 22 |
| Figure 50 : Femelle parthenogénétique de <i>Strongyloïdes stercoralis</i> | 23 |
| Figure 51 : Œuf du <i>Tænia sp.</i> | 23 |
| Figure 52 : Adulte de <i>Tænia saginata</i> | 23 |
| Figure 53 : Adulte de <i>Tænia solium</i> | 23 |
| Figure 54 : Œuf de <i>Diphyllobothrium latum</i> | 23 |
| Figure 55 : Adultes de <i>Diphyllobothrium latum</i> | 23 |
| Figure 56 : Œuf de <i>Dypillidium caninum</i> | 23 |
| Figure 57 : Adultes de <i>Dypillidium caninum</i> | 23 |
| Figure 58 : Œuf d' <i>Hymenolepis nana</i> | 23 |
| Figure 59 : Adulte d' <i>Hymenolepis nana</i> | 23 |
| Figure 60 : Œuf de <i>Schistosoma mansoni</i> | 23 |
| Figure 61 : Adultes de <i>Schistosoma mansoni</i> | 23 |
| Figure 62 : Cycle évolutif d' <i>Enamoeba histolytica</i> | 27 |
| Figure 63 : Cycle évolutif de <i>Giardia intestinalis</i> | 28 |
| Figure 64 : Cycle évolutif du <i>Balantidium coli</i> | 28 |
| Figure 65 : Cycle évolutif de <i>Blastocystis hominis</i> | 28 |
| Figure 66 : Cycle évolutif de <i>Cryptosporidium sp.</i> | 28 |

| | |
|--|----|
| Figure 67 : Cycle évolutif des microsporidies..... | 29 |
| Figure 68 : Cycle évolutif d' <i>Ascaris lumbricoïdes</i> | 29 |
| Figure 69 : Cycle évolutif d' <i>Enterobius vermicularis</i> | 29 |
| Figure 70 : Cycle évolutif du <i>Taenia saginata</i> | 29 |
| Figure 71 : Le matériel de laboratoire utilisé pour le diagnostic des parasitoses intestinales | 59 |
| Figure 72 : Réactifs utilisés | 60 |
| Figure 73 : Récipient pour le recueil des selles..... | 62 |
| Figure 74 : Lame porte objet pour le recueil des prélèvements..... | 63 |
| Figure 75 : Les étapes de la préparation de l'eau physiologique..... | 65 |
| Figure 76 : Protocole opératoire de la préparation de la solution du formol 10%..... | 66 |
| Figure 77 : Lecture des lames en zig zag..... | 68 |
| Figure 78 : Les étapes de l'examen direct à l'état frais..... | 68 |
| Figure 79 : Le protocole de l'examen direct après coloration au Lugol..... | 69 |
| Figure 80 : Le mode opératoire de la technique de Ritchie..... | 70 |
| Figure 81 : Kyste de <i>Pseudolimax Butschlii</i> coloré au Lugol..... | 71 |
| Figure 82 : Kyste d' <i>Endolimax nanus</i> à l'examen direct..... | 71 |
| Figure 83 : Kyste d' <i>Endolimax nanus</i> isolé par la technique de Ritchie..... | 71 |
| Figure 84 : Kyste d' <i>Entamoeba coli</i> à l'examen direct..... | 72 |
| Figure 85 : Kyste d' <i>Entamoeba coli</i> après concentration par la technique de Ritchie.... | 72 |
| Figure 86 : Forme végétative de <i>Giardia intestinalis</i> à l'examen direct..... | 72 |
| Figure 87 : Kyste de <i>Giardia intestinalis</i> après concentration par la technique de Ritchie | 72 |
| Figure 88 : Association de kyste d' <i>Endolimax nanus</i> et le kyste de <i>Pseudolimax butschlii</i> après coloration au Lugol..... | 73 |
| Figure 89 : Kyste de <i>Blastocystis hominis</i> à l'examen direct à l'état frais..... | 73 |
| Figure 90 : Kyste de <i>Blastocystis hominis</i> après concentration par la technique de Ritchie..... | 73 |
| Figure 91 : Kyste d' <i>Entamoeba hartmanni</i> après concentration par la technique de Ritchie | 74 |
| Figure 92 : Kyste d' <i>Entamoeba histolytica</i> à l'examen direct..... | 74 |
| Figure 93 : Cristaux de Charcot Leyden.à l'examen direct à l'état frais..... | 75 |
| Figure 94 : Les étapes de la préparation de la solution MF..... | 76 |

| | |
|--|-----|
| Figure 95 : La préparation du colorant M.I.F..... | 77 |
| Figure 96 : Le protocole opératoire de la coloration au M.I.F..... | 77 |
| Figure 97 : Forme végétative de <i>Giardia intestinalis</i> colorée au M.I.F..... | 78 |
| Figure 98 : Mode opératoire de la coloration au GIEMSA..... | 79 |
| Figures 99 : Mode opératoire de la coloration de Ziehl-Neelson modifiée..... | 80 |
| Figure 100 : Un scotch test de Graham examiné sous microscope..... | 81 |
| Figure 101 : Œuf d' <i>Enterobius vermicularis</i> | 82 |
| Figure 102 : Répartition de la population étudiée selon le sexe..... | 84 |
| Figure 103 : Répartition de la population étudiée selon les tranches d'âge..... | 85 |
| Figure 104 : Répartition temporelle des prélèvements..... | 86 |
| Figure 105 : La répartition des enfants selon le type de consultation..... | 87 |
| Figure 106 : La répartition des prélèvements selon les services..... | 87 |
| Figure 107 : la répartition des enfants selon l'origine géographique..... | 88 |
| Figure 108 : La répartition des enfants selon la symptomatologie..... | 88 |
| Figure 109 : La répartition des enfants selon les maladies associées..... | 89 |
| Figure 110 : La prévalence globale des parasitoses intestinales chez la population étudiée | 90 |
| Figure 111 : La prévalence des parasitoses intestinales selon EPS..... | 90 |
| Figure 112 : Résultats de l'examen direct..... | 91 |
| Figure 113 : Résultats de la technique de Ritchie..... | 91 |
| Figure 114 : Répartition des enfants infestés selon le nombre de prélèvements effectués | 93 |
| Figure 115 : Prévalence d'oxyurose chez les enfants selon les résultats du scotch test. | 93 |
| Figure 116 : Répartition des enfants infestés par tranches d'âge..... | 95 |
| Figure 117 : La répartition des enfants infestés selon l'origine géographique..... | 96 |
| Figure 118 : La répartition de la population infestée selon les signes cliniques..... | 97 |
| Figure 119 : La répartition des enfants selon les résultats du diagnostic parasitologique et la présence ou non des nausées et vomissements..... | 98 |
| Figure 120 : La répartition des enfants selon les résultats du diagnostic parasitologique et la présence ou non des troubles de transit..... | 99 |
| Figure 121 : La répartition des enfants selon les résultats du diagnostic parasitologique et la présence ou non du prurit anal..... | 100 |
| Figure 122 : La répartition des enfants selon les résultats du diagnostic | |

| | |
|--|-----|
| parasitologique et la présence ou non des douleurs abdominaux..... | 101 |
| Figure 123 : La répartition des enfants selon les résultats du diagnostic parasitologique et la présence ou non d'anorexie..... | 102 |
| Figure 124 : La répartition des enfants selon les résultats du diagnostic parasitologique et la présence ou non des éruptions cutanées..... | 103 |
| Figure 125 : La répartition des enfants selon les résultats du diagnostic parasitologique et la présence ou non de la pâleur..... | 104 |
| Figure 126 : La répartition des enfants selon les résultats du diagnostic parasitologique et la présence ou non du retard staturo-pondéral..... | 105 |
| Figure 127 : La répartition des enfants selon les résultats du diagnostic parasitologique et la présence ou non de la fièvre..... | 106 |
| Figure 128 : Répartition des enfants selon le mois de prélèvement..... | 107 |
| Figure 129 : Répartition des enfants infestés selon le niveau socioéconomique. | 108 |
| Figure 130 : Répartition des cas positifs selon le statut immunitaire..... | 109 |
| Figure 131 : Répartition des cas positifs selon la source d'eau..... | 109 |
| Figure 132: Répartition des parasites selon l'embranchement..... | 110 |
| Figure 133: Les parasites intestinaux isolés par le diagnostic parasitologique..... | 111 |
| Figure 134 : Répartition des espèces parasitaires isolées par l'examen direct à l'état frais..... | 112 |
| Figure 135 : Répartition des espèces parasitaires isolées par la technique de Ritchie | 112 |
| Figure 136: La répartition des parasites isolés selon la pathogénie..... | 113 |
| Figure 137 : Prévalence du mono et du polyparasitisme..... | 113 |
| Figure 138: Evaluation de la giardiose en fonction du retard staturo-pondéral..... | 114 |

Liste des tableaux

| | |
|--|------------|
| Tableau I : La morphologie des principaux protozoaires intestinaux..... | 7 |
| Tableau II ; La morphologie des principaux helminthes intestinaux..... | 14 |
| Tableau III : Les différentes formes des parasites intestinaux..... | 19 |
| Tableau IV : Cycles évolutifs des parasites intestinaux..... | 27 |
| Tableau V : Tableaux cliniques et complications possibles au cours des parasitoses intestinales..... | 32 |
| Tableau VI : Les méthodes physiques basées sur la sédimentation..... | 43 |
| Tableau VII : Les méthodes physiques basées sur la flottation..... | 44 |
| Tableau VIII : Les méthodes diphasiques..... | 45 |
| Tableau IX : Intérêts et milieux de culture des selles utilisés en parasitologie..... | 49 |
| Tableau X : Principales molécules anti-amibiennes tissulaires..... | 51 |
| Tableau XI : Principales molécules antihelminthiques..... | 53 |
| Tableau XII : Les différentes formes parasitaires diagnostiquées par l'examen direct et la technique de Ritchie simplifiée..... | 71 |
| Tableau XIII : Résultats avec et sans enrichissement..... | 93 |
| Tableau XIV : Répartition des cas positifs selon le sexe..... | 94 |
| Tableau XV : Répartition des enfants infestés selon le type de consultation..... | 107 |
| Tableau XVI : Type des associations observées..... | 114 |
| Tableau XVII : Composition des réactifs utilisés..... | 124 |



INTRODUCTION

Les parasitoses intestinales humaines constituent l'une des premières causes de morbidité parasitaire dans le monde par atteinte du tube digestif signant leur tropisme particulier pour les régions pauvres et tropicales, mais les médecins exerçant dans ces pays, leurs donnent peu d'importance en raison de la banalité de leur découverte, de ce faite elles sont rarement un motif de consultation courante [1].

Cette attitude de dédain relatif vis-à-vis de parasitoses intestinales atteignant selon les estimations de l'Organisation Mondiale de la Santé (OMS), plus de trois milliards de personnes alors que 450 millions de personnes sont gravement malades; parmi elles plus de 50 % sont des enfants d'âge scolaire [2].

L'amibiase intestinale due à *Entamæba histolytica*, représente la 3^{ème} cause de mortalité dans le monde après le paludisme et la bilharziose ; tandis que la giardiose, provoquée par *Giardia intestinalis*, cause une morbidité importante représentée par des diarrhées et un syndrome de mal absorption chez l'enfant.

En Afrique, la prévalence des parasitoses intestinales infantiles est variable, selon quelques études on retrouve 40,1% au Burkina-Faso, 31,3% au Sénégal et 36,5% au Côte d'Ivoire. Cette variabilité est directement liée à la spécificité des caractéristiques géographiques et écologiques, aux conditions d'assainissement et aux mesures d'hygiène dans ces régions [3, 4, 5].

Durant les dernières années, l'Algérie, malgré l'amélioration du niveau de vie et des conditions sanitaires, n'a pas pu déborder cette réalité. De nombreuses études faites dans certaines régions du pays accordent le caractère endémique à ces parasitoses, notamment chez les enfants qui constituent un groupe à risque.

Au niveau de la Wilaya de Tlemcen, la prévalence des parasitoses intestinales infantiles reste méconnue. Deux études seulement étaient faites au niveau du laboratoire de parasitologie du CHU de Tlemcen dont l'une s'est intéressée aux enfants d'âge scolaire et la deuxième n'a concerné que les protozooses intestinales chez la population générale.

De ce faite, notre étude vise à évaluer la prévalence des parasitoses intestinales chez les enfants diagnostiqués au sein du laboratoire de parasitologie mycologie médicales du CHU de Tlemcen.



PARTIE THÉORIQUE

CHAPITRE 01 :
ÉPIDÉMIOLOGIE ET CLINIQUE
DES PARASITOSES
INTESTINALES

1. Définitions

Les parasitoses intestinales touchent l'intestin dans sa totalité et représentent le résultat pathologique du contact précédent entre un parasite et son hôte. Elles se manifestent généralement par des symptômes d'ordre digestif allant de la diarrhée à la constipation associées ou non aux douleurs abdominales. Les helminthoses et les protozooses constituent les deux grands volets des parasitoses intestinales [6].

2. Epidémiologie

2.1. Classification des parasites intestinaux

Comme tous les êtres vivants, les parasites sont classés selon un certain nombre de critères en : Embranchement, Classe, Ordre, Genre et Espèce.

Ceux qui touchent l'homme appartiennent à deux embranchements (les protozoaires et les métazoaires) [7, 8, 9].

2.1.1. Embranchement des protozoaires

Il regroupe des êtres vivants unicellulaires dépourvus de chlorophylle et se multiplient par scissiparité et/ou par reproduction sexuée. La majorité des protozoaires sont doués de mouvement et en fonction de l'appareil locomoteur, on distingue quatre classes: les rhizopodes, les ciliés, les flagellés et les sporozoaires [10].

2.1.2 Embranchement des métazoaires

Il regroupe des êtres pluricellulaires avec deux sous embranchement, selon la morphologie on distingue :

S/E des némathelminthes

Ce sont des vers ronds représentés par une seule classe, celle des nématodes.

S /E des plathelminthes

Ce sont des vers plats répartis en deux classes :

*Classe des trématodes : Vers plats non segmentés hermaphrodites (les douves) ou à sexe séparé (les schistosomes).

*Classes des cestodes : Vers plats à corps segmentés hermaphrodites.

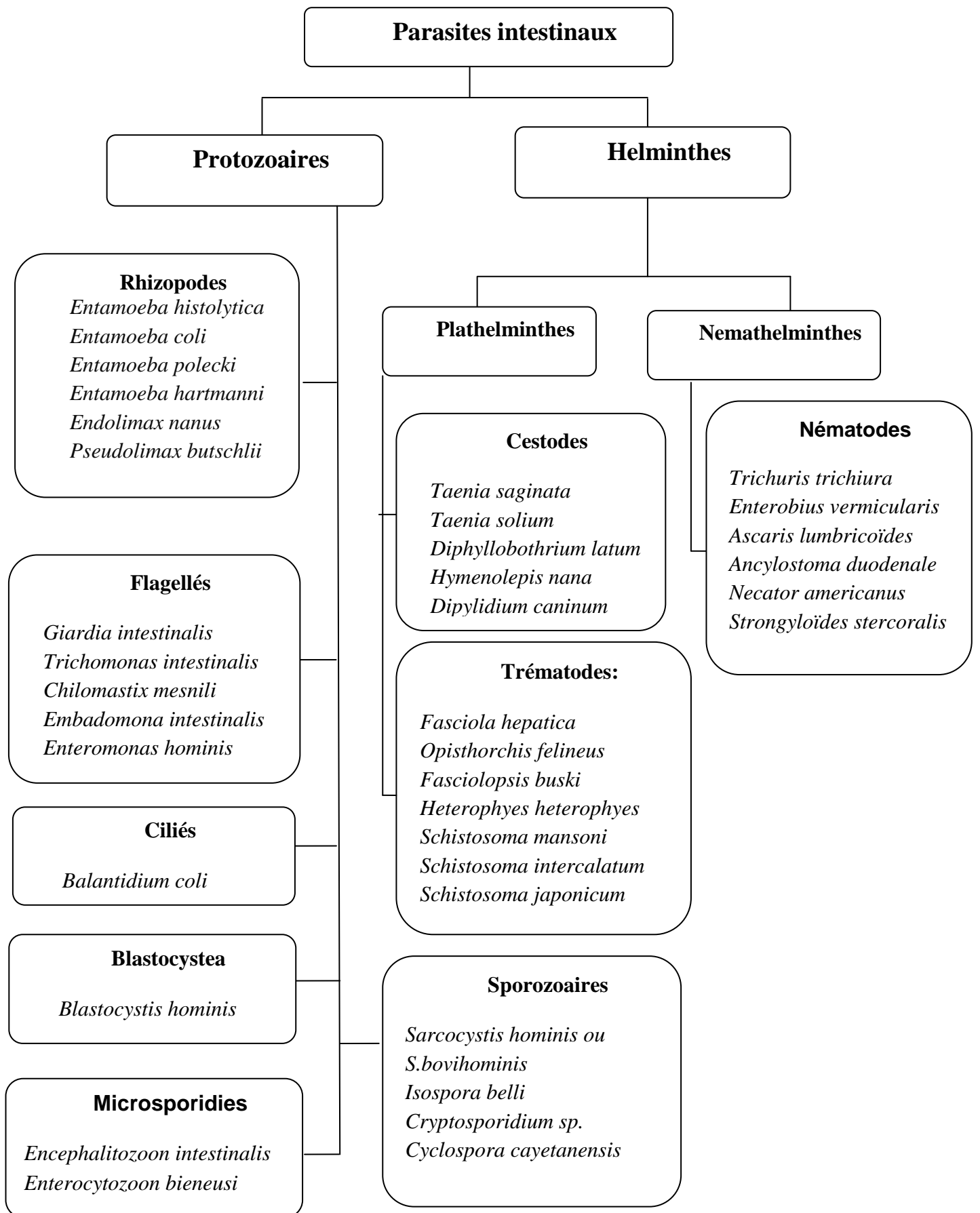


Figure 1: Classification zoologique des parasites intestinaux [9].

2.2.Morphologies

-Protozoaires: se représentent sous une forme végétative (trophozoïte), la forme sous laquelle ils se trouvent lorsqu'ils se nourrissent, grossissent et se divisent, et une forme kystique de résistance quand les conditions ne sont plus remplies.

-Helminthes ou vers. Ils sont reconnus sous formes adultes(les deux sexes), sous forme larvaire, ou ovulaire [11].

Les caractéristiques morphologiques des parasites intestinaux sont élucidées dans le tableau I et II

Tableau I: La morphologie des principaux protozoaires intestinaux.

| Les protozoaires | | | |
|------------------------------|------------------|--|---|
| Espèce | Forme | Caractères morphologiques | |
| Rhizopodes | | | |
| <i>Entamoeba histolytica</i> | Forme végétative | <i>E .h. histolytica</i> | <i>E .h. minuta</i> |
| | | C'est la forme hématophage, mesure 20 à 40 µm de diamètre. Le cytoplasme est finement granuleux, mais on peut différencier entre l'ectoplasme et l'endoplasme, ils contiennent des hématies plus ou moins digérées, le noyau est excentrique avec une chromatine périphérique fine régulièrement répartie avec un caryosome central (Figure 2)[12]. | C'est la forme non pathogène, mesure 6 à 20 µm de diamètre. Son noyau est identique à celui d' <i>E .h. histolytica</i> alors que le cytoplasme ne contient pas des hématies et on peut toujours différencier entre l'ectoplasme et l'endoplasme (Figure 3)[12]. |

| | | |
|----------------------------|------------------|---|
| | Forme kystique | Le kyste représente la forme infestante pour l'homme, il mesure 12 à 14 μm de diamètre. Il se présente sous une forme généralement arrondie avec une paroi épaisse et réfringente. Le kyste mur possède quatre noyaux morphologiquement identiques aux noyaux de la forme végétative, et des cristalloïdes en forme de saucisse (Figure 4)[12,13] |
| <i>Entamoeba hartmanni</i> | Forme végétative | Mesure 6 à 7 μm de diamètre, le cytoplasme est granuleux au centre avec une petite vacuole et peu d'inclusion. Son noyau est comparable à celui de <i>d'Entamoeba histolytica</i> (Figure 5) [12,13,14] . |
| | Forme kystique | Le kyste est rond de 6 à 8 μm de diamètre, caractérisé par son contour réfringent et ses nombreuses petites vacuoles. il possède un à quatre noyaux également comparables à ceux d' <i>Entamoeba histolytica</i> (Figure 6) [14] . |
| <i>Entamoeba dispar</i> | Forme végétative | Elle possède les mêmes caractéristiques que celles d' <i>Entamoeba histolytica</i> type minuta (Figure7) [14] . |
| | Forme kystique | Les kystes sont toujours désignés <i>Entamoeba histolytica</i> / <i>Entamoeba dispar</i> car rien ne différencie morphologiquement les kystes de ces deux espèces [14] . |
| <i>Entamoeba polecki</i> | Forme végétative | Est de 12 à 25 μm de diamètre renfermant un noyau semblable à celui d' <i>Entamoeba histolytica</i> et des inclusions alimentaires à l'intérieur du cytoplasme (Figure 8) [12, 14] . |
| | Forme kystique | Le kyste mesure 12 à 15 μm de diamètre, il est de forme arrondi, possédant un à quatre noyaux caractérisé par sa paroi réfringente et par la présence des corps cristalloïdes à l'intérieur du cytoplasme (Figure 9) [12,14] . |

| | | |
|------------------------------|------------------|--|
| <i>Entameba coli</i> | Forme végétative | Elle se déplace par des pseudopodes non rectilignes ; mesure 20 à 30µm de diamètre. Le cytoplasme est granuleux contenant de grosses vacuoles alors qu'on ne peut pas différencier entre l'ectoplasme et l'endoplasme. Le noyau est visible, il est tapissé en ses extrémités d'une couche de chromatine périphérique fine et irrégulière avec un caryosome excentré (Figure 10) [13,12]. |
| | Forme kystique | C'est un kyste rond ou allongé réfringent mesure 18 à 20µm de diamètre, c'est le plus gros kyste d'amibes. Il contient une vacuole centrale et 1 à 8 noyaux à maturité, il se caractérise pas ces cristalloïdes en forme d'aiguille (Figure 11) [12]. |
| <i>Pseudolimax butschlii</i> | Forme végétative | Mesure 8 à 15 µm de diamètre, composée de pseudopodes en doigt de gant et autres larges et courts, de nombreuses vacuoles à l'intérieur du cytoplasme. Le noyau a un grand caryosome réfringent central (Figure 12) [12]. |
| | Forme kystique | Il mesure 10 µm de diamètre, polymorphe avec une vacuole fortement iodophile qui occupe les deux tiers du cytoplasme avec un seul noyau qui contient un caryosome volumineux (Figure 13) [12]. |
| <i>Endolimax nanus</i> | Forme végétative | Mesure 8 à 10 µm de diamètre, mobile grâce à des pseudopodes en grappe de boule. Le cytoplasme contient de nombreuses petites vacuoles, et un noyau avec un caryosome globuleux (Figure 14) [6,12] |
| | Forme kystique | Le kyste mesure 6 à 8 µm de diamètre, polymorphe avec une coque externe mince et peu réfringente, c'est le plus petit kyste d'amibes. Il contient 4 noyaux réfringents, à maturité ils sont groupés par deux à chaque extrémité avec un caryosome volumineux, dépourvus de chromatine (Figure 15) [12]. |
| Flagellés intestinaux | | |

| | | |
|-----------------------------|------------------|---|
| <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 (Figure 16) [15]. |
| | 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 (Figure 17) [15]. |
| <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 (Figure 18) [6, 15, 16]. |
| | Forme kystique | Pas de kyste [15]. |
| <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 épaississement sidérophile et sa partie moyenne du corps est parcourue par un long sillon de torsion (Figure 19) [15]. |
| | 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 (Figure 20) [15, 17]. |

| | | |
|---------------------------------|------------------|--|
| <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 (Figure 21) [15]. |
| | Forme kystique | Pas de kyste. |
| <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 (Figure 22) [12]. |
| | 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 (Figure 23) [15]. |
| <i>Embadomonas intestinalis</i> | Forme Végétative | Est piriforme mesurant 5 à 6 μm sur 3 μm , avec un seul noyau antérieur et deux flagelles libres (Figure 24) [15]. |
| | Forme kystique | Le kyste est piriforme, mesurant 4 à 6 μm avec un seul noyau et un flagelle en U entourant ce dernier (Figure 25) [18]. |
| Ciliés | | |

| | | |
|--|------------------|--|
| <i>Balantidium coli</i> | Forme végétative | Mesure 50 à 200 μm sur 20 à 70 μm , sa partie antérieure est plus effilée et présente une fente oblique. Le parasite est bordé de cils volumineux vibratiles qui lui permettent sa mobilité; le cytostome se prolonge par une dépression (péristome), par contre l'orifice anal est difficilement visible. Le cytoplasme est rempli de vacuoles digestives également il comporte un macronucléus réniforme (noyau végétatif), servant aux fonctions végétatives ; et un micronucleus, situé dans la cavité du précédent, qui assure les fonctions de reproduction (Figure 26) [19]. |
| | Forme kystique | Le kyste est de forme arrondie mesurant 50-60 μm de diamètre, et qui comporte une paroi épaisse et transparente, comme il possède deux noyaux un macronucléus et un micronucleus dont ce dernier est rarement visible (Figure 27) [19]. |
| Sporozoaires | | |
| <i>Cryptosporidium</i> <i>sp</i> | Oocyste | L'oocyste est sporulé entouré d'une coque externe, de forme sphérique ou ovoïde mesurant 4 à 5 μm , contenant quatre sporozoïtes, un corps résiduel et une vacuole (Figure 28) [12]. |
| <i>Isospora belli</i> | Oocyste | L'oocyste est de forme ovale de 25 à 30 μm sur 12 à 16 μm ; caractérisé par son extrémité effilée et une paroi épaisse, dans le milieu extérieur le sporoblaste donne naissance à deux sporocystes contenant chacun quatre sporozoïtes (Figure 29) [12]. |
| <i>Cyclospora</i> <i>cayetanensis</i> | Oocyste | L'oocyste est de forme sphérique mesure 8 à 10 μm de diamètre, sous sa forme sporulée (dans le milieu extérieur) il apparaît comme une bille brillante avec des structures internes composées de six à huit petits globules réfringents juxtaposés correspondants à des sporocystes (Figure 30) [12]. |

| | | |
|---|------------------|--|
| <i>Sarcocystis bovis</i> ou <i>S. hominis</i> | Oocyste | L'oocyste mesure 12 à 15 µm sur 9 à 10 µm de large, sa forme est ovoïde et réfringente avec une paroi assez épaisse. Il renferme deux sporocystes dont chacun contient quatre sporozoïtes allongés en banane (Figure 31) [20]. |
| Microsporidies | | |
| <i>Encephalitozoon intestinalis</i> | Spores | Des petites spores ovalaires de 1.5 µm sur 1 µm, sont caractérisés par le tube polaire organisé en deux parties ; dont l'une est représentée par le disque d'ancrage, et l'autre par le sporoplasme cette dernière renferme le noyau et le cytoplasme (Figure 32) [12]. |
| Blastocystea | | |
| <i>Blastocystis hominis</i> | Forme vacuolaire | C'est la forme la plus rencontrée in vitro et dans les selles, de taille allant d'un diamètre de 4 µm à 15 µm, caractérisé par une large vacuole centrale et un noyau périphérique difficilement observable. La membrane cytoplasmique est entourée d'une fine couche fibrillaire (Figure 33) [21, 22]. |
| | Forme granulaire | Sa taille et sa forme sont similaires à la forme vacuolaire mais comporte en plus un grand nombre de granules cytoplasmiques représentés par des granules métaboliques, lipidiques et reproducteurs situés dans la vacuole centrale (Figure 34) [21, 22]. |

| | |
|---------------------------|---|
| Forme amiboïde | C'est la forme intermédiaire entre la forme vacuolaire et le kyste, retrouvée dans les selles diarrhéique, elle est ovulaire de petite taille mesurant entre 2,6 et 7,8 µm dépourvue de vacuoles et caractérisé par la présence des inclusions triangulaires. Le noyau est de position central (Figure 35) [21, 22]. |
| Forme kystique | Sphérique à ovoïde mesure de 3 à 6 µm de diamètre. Possède une paroi épaisse et plusieurs vacuoles, son cytoplasme contient un à quatre noyaux selon le stade de développement (Figure 36) [21, 22]. |

Tableau II : La morphologie des principaux helminthes intestinaux.

| Espèce | Forme | Caractères morphologiques |
|-----------------------------|----------------|--|
| Nématodes | | |
| <i>Ascaris lumbricoïdes</i> | Œuf | L'œuf est ellipsoïde de couleur jaune brune mesure 50 à 75 µm sur 40 à 60 µm, il comporte deux enveloppes très épaisses : une externe avec un aspect mamelonné, et l'autre interne claire, épaisse et lisse, entourant une masse embryonnaire centrale granuleuse de couleur jaunâtre (Figure 37) [12, 23]. |
| | Adultes | <p>Vers ronds de couleur blanc rosé, dans les deux sexes la bouche a trois lèvres.</p> <p>Le male mesure de 15 cm à 17 cm de long sur 2 à 4 mm de diamètre; son extrémité caudale est recourbée en crosse et présente deux spicules.</p> <p>La femelle mesure de 20 à 25 cm de long sur 3 à 6 mm de diamètre. L'extrémité caudale est droite et pointue (Figure 38) [12, 23].</p> |
| <i>Trichuris trichiura</i> | Œuf | De forme ovulaire jaune brune, mesurant 50 µm sur 20 µm, il est non embryonné mais comporte une paroi épaisse interrompue à chaque pôle par un bouchon muqueux (forme de citron) (Figure 39) [12, 24]. |





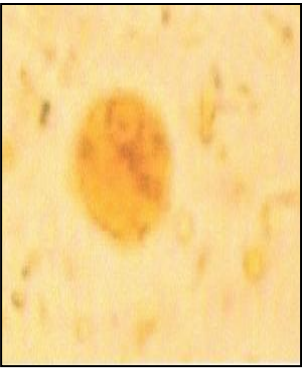







| | | |
|---|---------|---|
| | Adultes | <p>C'est des vers dont la partie antérieure filiforme représente les $\frac{3}{5}^e$ de la longueur totale du parasite; le ver mâle mesurant environ 30 à 50 mm de long avec une extrémité postérieure large et enroulée en spirale.</p> <p>La femelle mesure 40 à 60 mm et présente une extrémité postérieure légèrement arquée (Figure 40) [12, 24].</p> |
| <i>Enterobius vermicularis</i> | Œuf | <p>Les œufs sont ovalaires, mesurant 50 à 60 μm de long sur 30 à 32 μm de large. Leurs coque est épaisse, lisse, à double contour avec une face aplatie qui leur donne un aspect asymétrique très caractéristique (Figure 41) [25].</p> |
| | Adultes | <p>C'est des petits vers blanc laiteux dont la tête contient une vésicule céphalique, la bouche est entourée de trois lèvres cornées. Ils sont filiformes et très mobiles.</p> <p>Le mâle mesure 2 à 5 mm de long et 0,2 mm de diamètre avec une partie postérieure spiralée. Alors que la femelle mesure 9 à 13 mm de long sur 0,3 à 0,5 mm de large possède une queue pointue occupant le tiers de la longueur totale du corps (Figure 42) [25].</p> |
| Cestodes | | |
| <i>Ancylostoma duodenale</i> | Œuf | <p>Il est ellipsoïde à coque fine, lisse et transparente mesurant 40 μm sur 60 μm. A la pointe il contient quatre blastomères (Figure 43) [12].</p> |
| | Adultes | <p>Petits vers cylindriques blancs ou roses, au niveau de l'extrémité antérieure existe une capsule buccale pourvue de deux paires de dents ventrales recourbées en crochet.</p> <p>Le mâle mesure 8 à 11 mm de long et la femelle mesure de 10 à 13 mm de longueur où le dimorphisme sexuel est net (la femelle se terminant en pointe alors que le mâle s'évase en une bourse caudale copulatrice) (Figure 44) [12, 26].</p> |
| <i>Trichostrongylus axei</i> or <i>americanus</i> | Œuf | <p>Il est ellipsoïde à coque fine, lisse et transparente mesurant 45 μm sur 70 μm. A la pointe elle contient huit blastomères (Figure 45) [12].</p> |

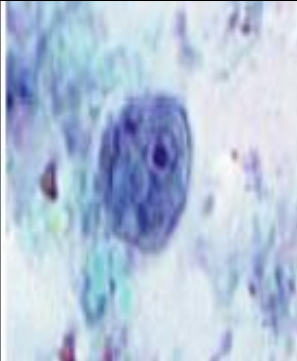



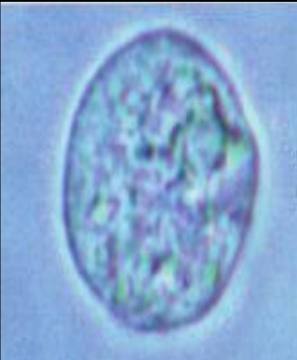



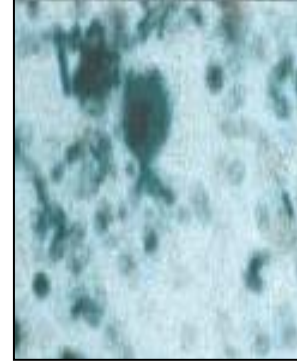
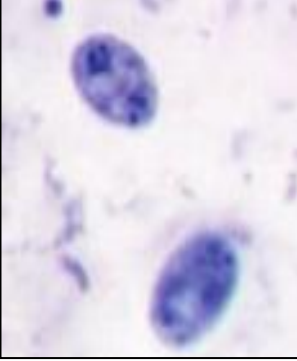
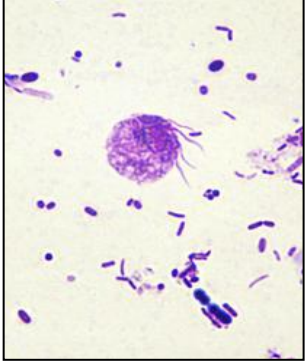
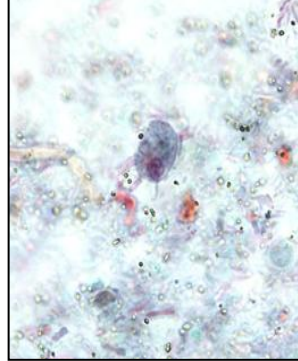
| | | |
|----------------------------------|---------|--|
| | Adultes | <p>Dans les deux sexes, la capsule buccale est piriforme et fortement chitinisée portant une paire de lames tranchantes ventrales, une dent dorso-médiane proéminente et deux lames dorsales.</p> <p>Le mâle mesure 7 à 9 mm de long dont sa bourse caudale copulatrice constitue de spicules copulateurs qui se terminent à leur extrémité distale par un petit harpon.</p> <p>La femelle mesure de 9 à 11 mm de long, l'extrémité postérieure est pointue (Figure 46) [27].</p> |
| <i>Strongyloides stercoralis</i> | Œuf | <p>Mesure 50 à 55 µm de diamètre est exceptionnellement retrouvé dans les selles. Il possède les mêmes caractéristiques que celle d'Ankylostome (Figure 47) [28].</p> |
| | Larves | <p>Larve rhabditoïde mesure 275 µm de long sur 15 µm de diamètre, est caractérisée par: un double renflement œophagien, un stylet buccal court, une extrémité postérieure peu effilée. L'ébauche génitale est en principe bien visible (Figure 48) [29].</p> |
| | | <p>Larve strongyloïde mesure 500 de long sur 15 µm de diamètre, présente un seul renflement œsophagien et une queue tronquée bifide. Elle n'a pas de gaine c'est la forme infestante (Figure 49) [29].</p> |
| | Adulte | <p>Chez l'homme, on connaît seulement la femelle parthénogénétique qui mesure 2 à 3 mm de long, sa bouche est constituée de deux petites lèvres. L'extrémité postérieure est conique dont la vulve se situe dans le tiers de cette partie; l'utérus contient 5 à 9 œufs verdâtres embryonnés (Figure 50) [12].</p> |
| <i>Tenia saginata</i> | Œuf | <p>L'œuf mesure 50 µm de diamètre, il possède deux coques dont la membrane vitelline l'externe est fragile, épaisse et translucide contenant des granules réfringentes, et l'interne est brune sombre, radiée et résistante, délimitant un embryophore contenant un embryon hexacanthé (Figure 51) [30].</p> |



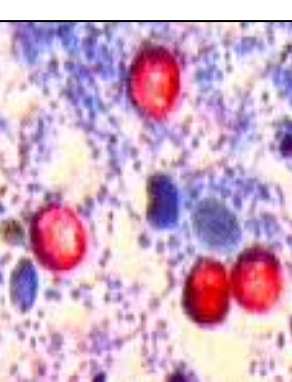



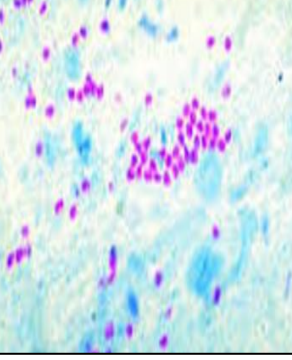
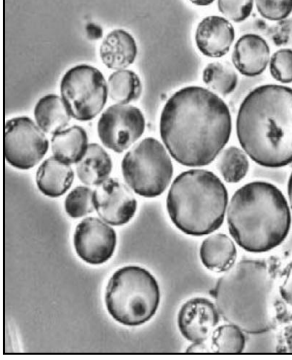
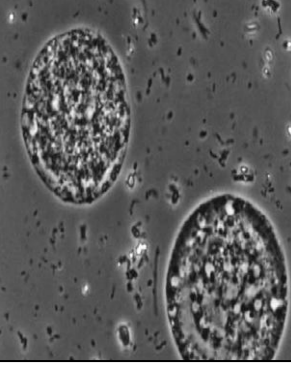
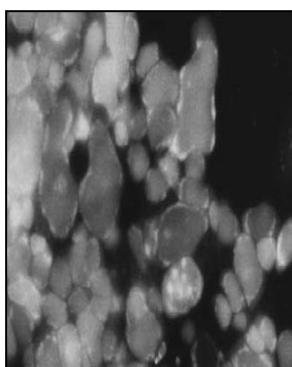

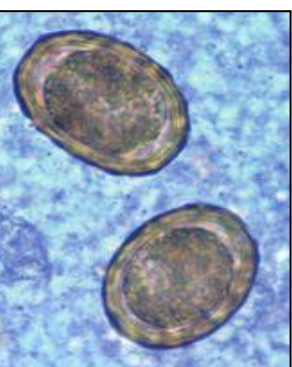
| | | |
|-------------------------------|--------|--|
| | Adulte | Un ver blanc grisâtre mesurant 8 à 12 m de long, son scolex est inerme avec quatre ventouses elliptiques. Le cou est allongé et est moins large que la tête. Le strobile est formé de 1000 à 2000 anneaux qui sont plus larges que longs au début alors que les anneaux mûrs de la partie terminale sont plus longs que larges avec des ramifications utérines nombreuses ; possédant des pores génitaux dont la répartition est irrégulièrement alternés (Figure 52) [12, 31]. |
| <i>Taenia solium</i> | Œuf | A la même morphologie que celui de <i>Taenia saginata</i> (Figure 51) [11]. |
| | Adulte | Le vers mesure 8 m; il est muni d'un scolex globuleux, de 1 mm de diamètre environ, avec quatre ventouses arrondies saillantes et un rostre armé de deux couronnes de crochets. Le cou est court et grêle. Avec un strobile qui est constitué de 800 à 1 000 anneaux. Les pores génitaux sont régulièrement alternés alors que l'utérus est composé de sept à dix branches permettant la différenciation avec le <i>Taenia saginata</i> (Figure 53) [12, 32]. |
| <i>Diphyllobothrium latum</i> | Œuf | Il est de forme ovoïde, légèrement brun, mesurant 70 µm sur 45µm. Sa coque est mince, incolore et operculée et contient un amas de cellule (Figure 54) [33]. |
| | Adulte | Le bothriocéphale peut atteindre jusqu'à 15 m à 20 m ; il possède un scolex en forme de massue avec deux fontes allongées ventrale et dorsale appelées bothridies, alors que le cou est grêle. Le reste du corps est composé de 3000 à 4000 anneaux dont les premiers sont plus larges que long et que les anneaux mûrs sont plus longs que larges. les pores génitaux sont centraux (Figure 55) [12]. |
| <i>Dipylidium caninum</i> | Œuf | Il mesure 30-50 µm et ressemble aux embryophores de tænia ;vingt à trente œufs sont englobés dans une capsule ovigère (Figure 56) [34]. |

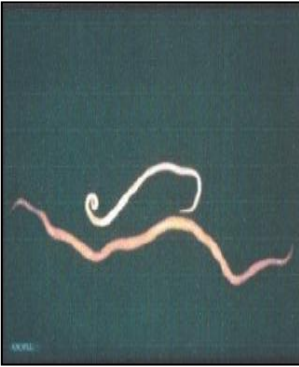

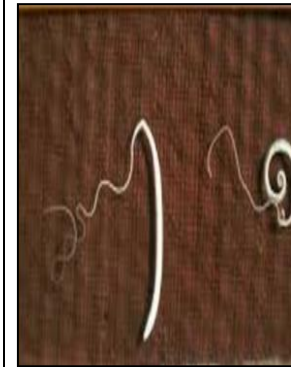



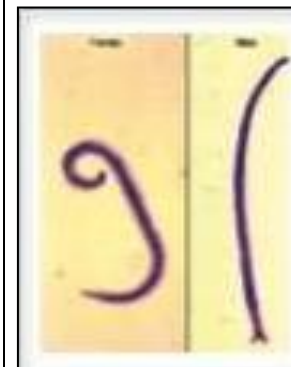
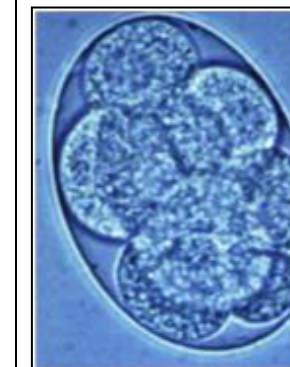

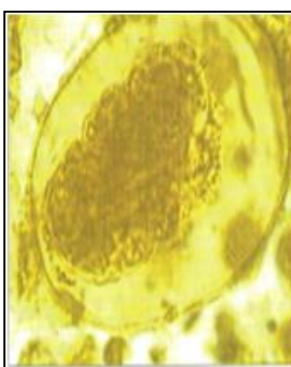
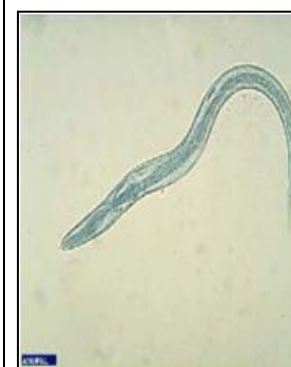

| | | |
|----------------------------|--------|---|
| | Adulte | Un ver plat blanc vivant dans l'intestin grêle des carnivores domestiques. Il mesure 15 à 17 cm de longueur pour 2 à 3 mm de largeur; le scolex est formé de quatre ventouses et un rostre muni de quatre couronnes de crochets, son corps est formé de plusieurs centaines d'anneaux, avec deux pores génitaux latéraux par chacun (aspect de grain de riz) et dont les plus postérieurs sont des segments ovigères (Figure 57) [34]. |
| <i>Hymenolepis nana</i> | Œuf | C'est un œuf, rond ou légèrement ovalaire mesurant 30 à 40 µm, la coque comprend deux parties ; une externe lisse, mince et transparente et une interne à deux mamelons aux pôles d'où partent 4 à 5 filaments flexueux. L'embryon est hexacanthé (Figure 58) [11]. |
| | Adulte | Il est de 3 cm de long; son scolex est composé de quatre ventouses avec un rostre court rétractile muni d'une couronne de 20 à 30 crochets, le cou est long et rétréci, alors que le strobile est filiforme et ne porte que 200 anneaux dont les cinquante derniers sont mûrs avec des pores génitaux unilatéraux (Figure 59) [12]. |
| Trématodes | | |
| <i>Schistosoma mansoni</i> | Œuf | Il est ovoïde et asymétrique mesurant 110 à 75 µm sur 45 à 70 µm, entouré d'une coque lisse et mince avec un éperon latéral au dessus du pôle arrondi de l'œuf très caractéristique. Il contient un miracidium jaune gris (Figure 60) [35]. |
| | Adulte | Le male est blanc et mesure de 6 à 9 mm de long sur 1 mm de large. Le corps est plat mais il paraît cylindrique car ses bords s'enroulent en délimitant un canal dans lequel est logée la femelle 'le canal gynécophore'. Cette dernière mesure 14 mm présente des glandes vitrellogènes où l'ovaire est placé à la moitié du corps proche de la jonction des branches de l'intestin. L'utérus est court et ne présente qu'un seul œuf à la fois (Figure 61) [12]. |




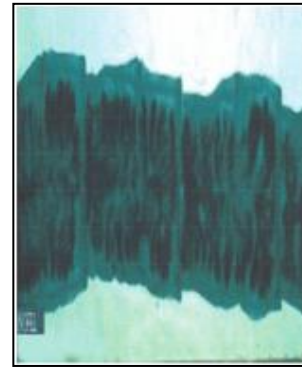
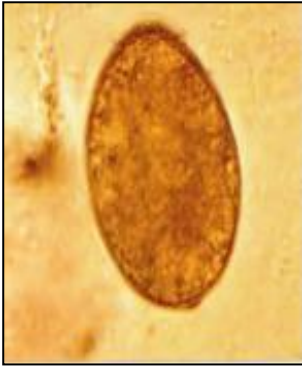




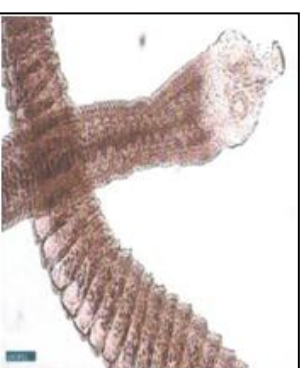

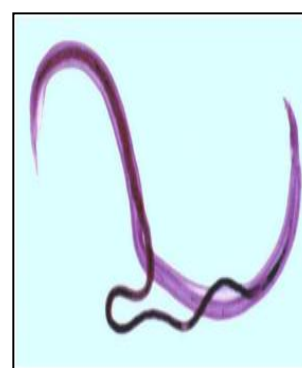
Tableau III : Les différentes formes des parasites intestinaux [36, 12, 28]

| | | | |
|---|--|--|---|
|  |  |  |  |
| Figure 2: Forme végétative d' <i>Entamoeba histolytica histolytica</i> . <i>Obj</i> ×100. | Figure 3: Formes végétatives d' <i>Entamoeba histolytica minuta</i> . <i>Obj</i> ×100. | Figure 4 : Kyste d' <i>Entamoeba histolytica /dispar</i> . <i>Obj</i> ×100. | Figure 5: Forme végétative d' <i>Entamoeba hartmanni</i> . <i>Obj</i> ×100. |
|  |  |  |  |
| Figure 6 : Kyste d' <i>Entamoeba hartmanni</i> . <i>Obj</i> ×100. | Figure 7 : Forme végétative d' <i>Entamoeba dispar</i> . <i>Obj</i> ×100. | Figure 8 : Forme végétative d' <i>Entamoeba polecki</i> . <i>Obj</i> ×100. | Figure 9 Kyste d' <i>Entamoeba polecki</i> <i>Obj</i> ×100. |
|  |  |  |  |
| Figure 10 :: Forme végétative d' <i>Entamoeba coli</i> . <i>Obj</i> ×100. | Figure 11 Kyste d' <i>Entamoeba coli</i> . <i>Obj</i> ×100. | Figure 12 : Forme végétative de <i>Pseudolimax butschlii</i> <i>Obj</i> ×100 | Figure 13 Kyste de <i>Pseudolimax butschlii</i> . <i>Obj</i> ×100. |

| | | | |
|---|---|---|---|
|  |  |  |  |
| <p>Figure 14 : Forme végétative d'<i>Endolimax nanus</i>. Obj×100.</p> | <p>Figure 15 : Kyste d'<i>Endolimax nanus</i>. Obj×100</p> | <p>Figure 16 : Forme végétative de <i>Giardia intestinalis</i>. Obj×100.</p> | <p>Figure 17: Kyste de <i>Giardia intestinalis</i>. Obj×100.</p> |
|  |  |  |  |
| <p>Figure 18 : Forme végétative de <i>Dientamoeba fragilis</i>. Obj×100.</p> | <p>Figure 19: Forme végétative de <i>Chilomastix mesnili</i>. Obj×100.</p> | <p>Figure 20 : kyste de <i>Chilomastix mesnili</i>. Obj×100.</p> | <p>Figure 21 Forme végétative de <i>Trichomona intestinalis</i> Obj×100.</p> |
|  |  |  |  |
| <p>Figure 22.: Forme végétative d'<i>Enteromonas hominis</i> Obj×100.</p> | <p>Figure 23: Kyste d'<i>Enteromonas hominis</i>. Obj×100..</p> | <p>Figure 24 : Forme végétative d'<i>Embadomonas intestinalis</i> . Obj×100.</p> | <p>Figure 25 : Trophozoïtes d'<i>Embadomonas intestinalis</i>. Obj×100.</p> |

| | | | |
|---|--|---|---|
|  |  |  |  |
| <p>Figure26: Forme végétative de <i>Balantidium coli</i>. Obj×200.</p> | <p>Figure27: Kyste de <i>Balantidium coli</i>. Obj×400.</p> | <p>Figure28 : Oocyste de <i>Cryptosporidium SP.</i> Obj×100.</p> | <p>Figure 29 : Oocyste d'<i>Isospora belli</i>. Obj×100.</p> |
|  |  |  |  |
| <p>Figure 30 : Oocyste de <i>Cyclospora caytanensis</i>. Obj×100.</p> | <p>Figure 31 : Oocyste de <i>Sarcocystis bovihominis</i> ou <i>S.hominis</i> . Obj×100.</p> | <p>Figure 32 : Spore d'<i>Encephalotozoon intestinalis</i>. Obj×100.</p> | <p>Figure 33 : Forme vacuolaire de <i>Blastocystis hominis</i>. Obj×100.</p> |
|  |  |  |  |
| <p>Figure 34 : Forme granulaire de <i>Blastocystis hominis</i>. Obj×100.</p> | <p>Figure 35 : Forme amiboïde de <i>Blastocystis hominis</i>. Obj×100.</p> | <p>Figure 36 : Forme kystique de <i>Blastocystis hominis</i>. Obj×100.</p> | <p>Figure 37 : Oeuf d'<i>Ascaris lumbricoïdes</i>. Obj×60.</p> |

| | | | |
|---|---|--|---|
|  |  |  |  |
| <p>Figure 38 : Adultes d'<i>Ascaris lumbricoïdes</i> (male et femelle) .</p> | <p>Figure 39 : Oeuf de <i>Trichuris trichura</i>. Obj×40.</p> | <p>Figure 40 : Adultes de <i>Trichuris trichura</i> (male et femelle)</p> | <p>Figure 41 : Oeufs d'<i>Enterobius vermicularis</i>. Obj×40..</p> |
|  |  |  |  |
| <p>Figure 42 : Femelle d'<i>Enterobius vermicularis</i></p> | <p>Figure 43 : Oeuf d'<i>Ancylostoma duodenale</i> . Obj×40.</p> | <p>Figure 44 : Adultes d'<i>Ancylostoma duodenale</i> (male et femelle)</p> | <p>Fjgure 45 : Oeuf du <i>Necator americanus</i>. Obj×40.</p> |
|  |  |  |  |
| <p>Figure 46 : Adultes de <i>Necator americanus</i> (male et femelle)</p> | <p>Figure 47 : Oeuf du <i>Strongyloïdes stercoralis</i>. Obj×40.</p> | <p>Figure 48 : Larve rhabditoïde du <i>Strongyloïdes stercoralis</i>.</p> | <p>Figure 49 : Larve strongyloïde du <i>Strongyloïdes stercoralis</i></p> |

| | | | |
|---|---|--|---|
|  |  |  |  |
| <p>Figure 50 : Femelle de parthénogénétique <i>Strongyloïdes stercoralis</i></p> | <p>Figure 51 : Oeuf de <i>Teania sp.</i> Obj×60.</p> | <p>Figure 52 : Adulte de <i>Tænia saginata</i></p> | <p>Figure 53: Adulte de <i>Tænia solium</i></p> |
|  |  |  |  |
| <p>Figure 54 : Oeuf de <i>Diphyllobothrium latum.</i> Obj×40.</p> | <p>Figure 55 : Adulte de <i>Diphyllobothrium latum</i></p> | <p>Figure 56 : Oeuf de <i>Dypillidium caninum.</i> Obj×40.</p> | <p>Figure 57 : Adulte femelle de <i>Dypillidium caninum</i></p> |
|  |  |  |  |
| <p>Figure 58 : Oeuf d'<i>Hyménolépis nana.</i> Obj×40.</p> | <p>Figure 59 : Adulte d'<i>Hymenolepis nana</i></p> | <p>Figure 60 : Oeuf de <i>Schistosoma mansoni.</i> Obj×10.</p> | <p>Figure 61 : Adultes de <i>Schistosoma mansoni</i> (male et femelle)</p> |

2.3. Cycle évolutif

C'est l'ensemble des transformations que doit subir un parasite au cours de son développement. Cette chaîne épidémiologique est formée de maillons dont la connaissance orientera l'action thérapeutique ou prophylactique individuelle ou collective.

2.3.1. Protozoaires

2.3.1.1. Cycle évolutif d'*Entamoeba histolytica*

Le cycle évolutif de l'amébose se déroule comme suite:

➤ **Un cycle non pathogène responsable de l'amébose infestation**

Après ingestion, la membrane des kystes se lyse et libère des amibes à quatre noyaux dans le milieu gastro-intestinal, chaque noyau va subir une mitose suivie par la division du cytoplasme donnant naissance à 8 petites amibes ou amébules qui se transforment en trophozoïtes de type minuta. La forme minuta se multiplie par scissiparité, après plusieurs divisions, elle s'arrondit et donne une forme pré-kystique qui s'entoure d'une membrane épaisse pour donner un kyste mur à quatre noyaux. Ce dernier rejeté dans les selles, assure la dissémination de l'amibe dans le milieu extérieur (**Figure 62**) [38, 39, 40].

➤ **Un cycle pathogène responsable de l'amébose 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 amibien, d'autres vont pénétrer dans la sous muqueuse intestinale et peuvent passer dans les capillaires mésentériques et gagner le foie, le cœur, le poumon et même les autres organes, tels que le cerveau, le rein et la rate [33, 38, 39].

2.3.1.2 Cycle évolutif de *Giardia intestinalis*

La contamination se fait par ingestion d'aliments souillés par des kystes infectants de *Giardia intestinalis* éliminés dans les selles, sous l'action du suc gastrique la paroi de ces kystes est lysée et les formes végétatives sont trouvées dans le duodénum et qui subissent

une multiplication active par scissiparité lui permettant la colonisation de ce dernier ainsi la partie supérieure du grêle. Sous l'action des sels biliaires les formes végétatives s'enkystent et s'éliminent dans les fèces (**Figure 63**) [41].

2.3.1.3. Cycle évolutif de *Balantidium coli*

Les hôtes définitifs sont l'homme et le porc. Le porc est un réservoir très souvent parasité dans le monde entier.

Entouré de sa paroi de kyste (la forme infestante), est déposé dans le sol avec les matières fécales des hôtes définitifs, par conséquent la contamination se fait par ingestion des légumes souillés, manque d'hygiène ou par les saucisses de porc mal cuites.

Dans le duodénum, la paroi des kystes est fendue et la forme végétative en sort et gagne le colon où elle se multiplie par scissiparité et par conjugaison elle peut passer dans les différents organes (foie, myocarde...). Ces formes végétatives restées dans la lumière colique s'enkystent et s'éliminent avec les matières fécales (**Figure 64**) [12, 19, 42].

2.3.1.4. Cycle évolutif de *Blastocystis hominis*

Ce cycle est hypothétique, toutes ces hypothèses disent que le cycle du *Blastocystis hominis* débute par l'ingestion de la forme kystique qui se déenkystent au niveau de l'estomac sous l'effet de l'acidité gastrique.

On va décrire le cycle de transmission extérieure où la forme vacuolaire se différencierait en forme amiboïde qui donnerait ultérieurement une forme prékystique. Il se produirait ensuite une schizogonie à l'intérieur du prékyste à l'origine d'un épaississement de la paroi du kyste qui va être éliminé avec les matières fécales (**Figure 65**) [21, 22].

2.3.1.5. Cycle évolutif des sporozoaires

➤ *Cryptosporidium sp*

Le cycle commence avec l'ingestion, par l'hôte, d'oocystes qui subissent alors un dékystement, libérant ainsi des sporozoïtes qui parasitent les cellules épithéliales gastro-intestinales. Les sporozoïtes mûrissent en trophozoïtes, puis en mérozoïtes qui infectent d'autres cellules épithéliales (cette étape, qualifiée de mérogonie, correspond à la reproduction asexuée).

Les mérozoïtes initient la reproduction sexuée en donnant naissance à des gamètes qui se développent finalement en oocystes. Environ 20 % des oocystes ont une paroi mince et servent à maintenir l'infection chez l'hôte; la majorité des oocystes (environ 80 %) s'enkystent et s'éliminent dans les fèces.

développent cependant une double paroi épaisse et sont évacués avec les selles, contaminant ainsi l'environnement (**Figure 66**) [43, 44, 45, 46, 47].

2.3.1.6 Cycle évolutif des microsporidies

Les spores infestants ingérés par l'homme passent par trois phases

-Phase infective : elle correspond à l'injection du sporoplasme infectieux à l'intérieur de la cellule hôte

-Phase proliférative où le trophozoïte donne des mérozoïtes après la division de son noyau, ces mérozoïtes à leurs tours donnent des sporontes (deuxième schizonte).

-Phase de sporulation : les spores entourées d'une paroi épaisse entraînent la mort de la cellule hôte, puis sont libérées dans le milieu extérieur (**Figure 67**) [12, 48].

2.3.2. Helminthes

2.3.2.1. Cycle évolutif des nématodes

➤ *Ascaris lumbricoïdes*

L'homme s'infeste en ingérant les aliments souillés d'œufs d'*Ascaris* embryonné, ces derniers sous l'action des sucs digestifs libèrent des larves qui traversent la paroi intestinale. Les larves migrent et gagnent le foie le cœur droit puis les poumons remontent ensuite les bronches puis la trachée parviennent au carrefour aérodigestif, retombent dans l'œsophage puis traversent l'intestin. Après maturation et fécondations des femelles ces dernières pondent des œufs non embryonnés qui s'embryonnent dans le milieu extérieur (**Figure 68**) [12, 23, 49].

➤ *Enterobius vermicularis*

L'homme se contamine en ingérant ou en inhalant des œufs embryonnés et libèrent des embryon vermiforme dans l'estomac, ils s'évaluent en males et femelles dans le caecum, après l'accouplement la femelle gravide migre vers la marge anale pond ses œufs. (**Figure 69**) [12, 25].

2.3.2.2. Cycle évolutif des cestodes

➤ *Taenia saginata*

L'homme se contamine par ingestion de viande des bovins insuffisamment cuit qui contient les larves infestantes (*Cysticercus bovis*) deux à trois mois plus tard, le *Taenia* devient adulte dans la partie supérieur de l'intestin grêle et les anneaux murs sortent activement en dehors de la défécation par petits amas.

Chez l'hôte intermédiaire (bœuf), les embryophores avalés se lyse et libère un embryon hexacanthés, qui traversent la paroi intestinale et disséminent dans tout l'organisme (surtout dans le tissu périmusculaire). Ces larves deviennent des cysticerques (**Figure 70**) [12].

Tableau IV : Cycles évolutifs des parasites intestinaux.

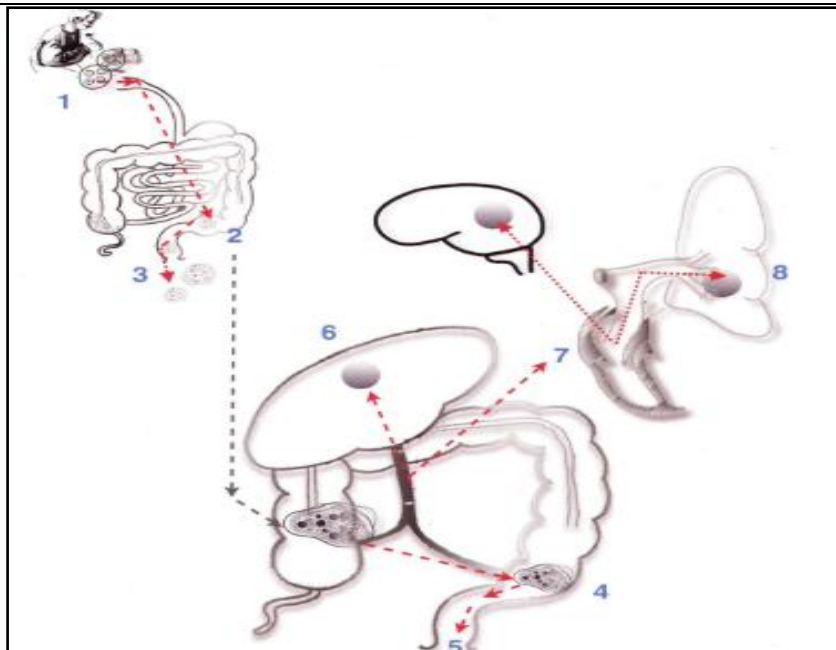


Figure 62 : Cycle évolutif d'*Entamoeba hitolytica* [39].

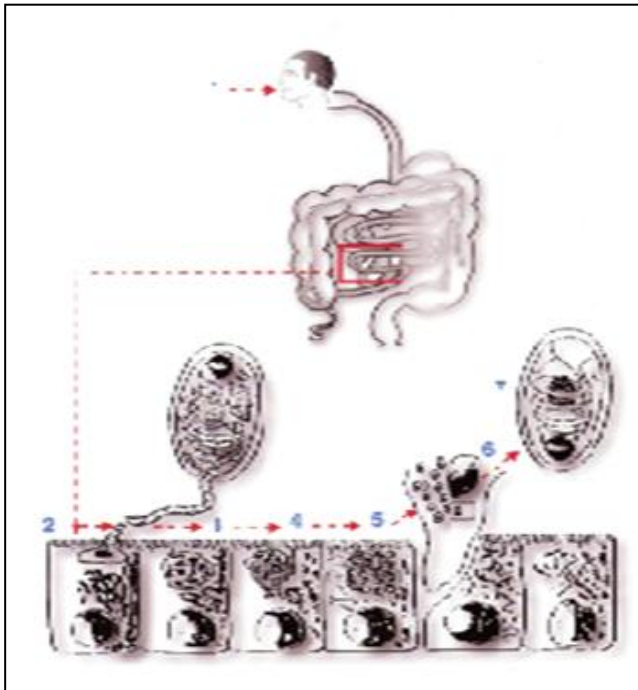


Figure 67: Cycle évolutif des microsporidies [12].

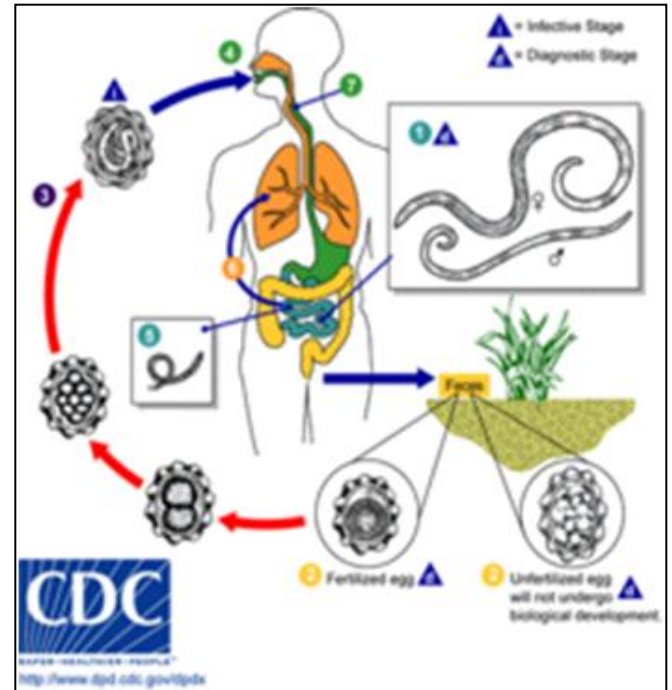


Figure 68 : Cycle évolutif d'*Ascaris lumbricoïdes* [23].

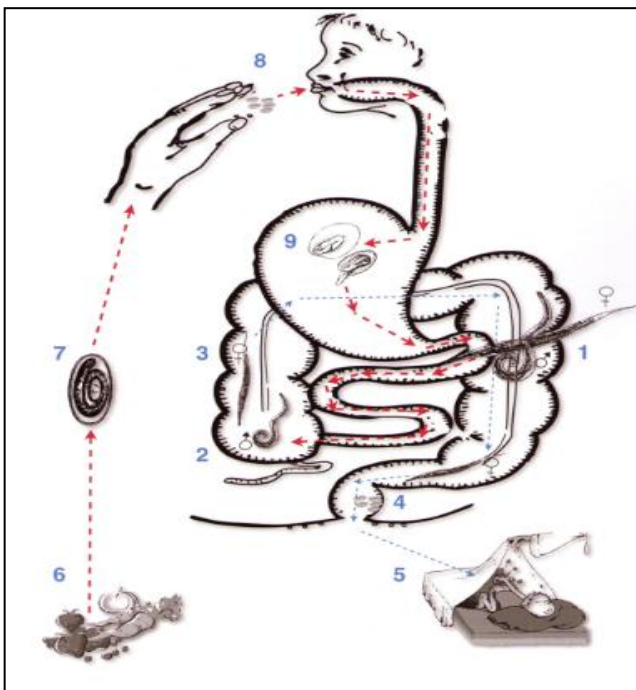


Figure 69: Cycle évolutif d'*Enterobius vermicularis* [12].

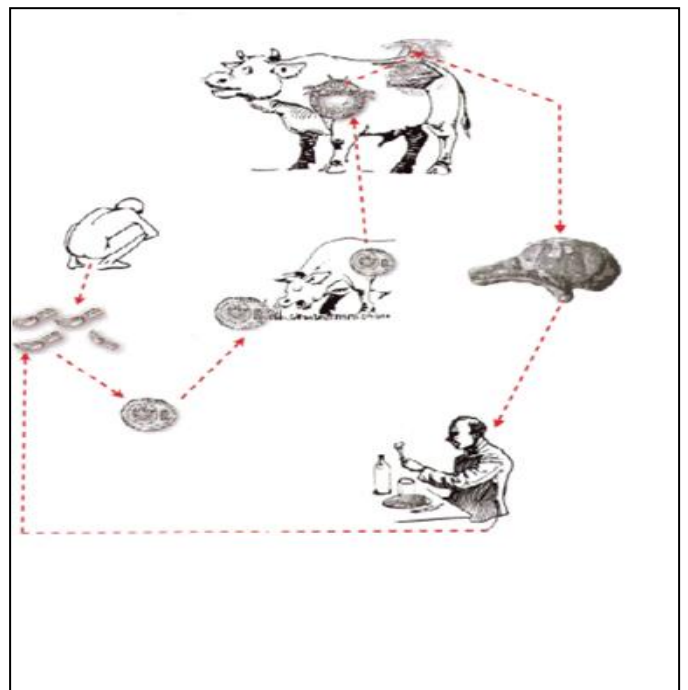


Figure 70: cycle évolutif du *Tania saginata* [12].

2.4. Mode de contamination

Les modes de contamination sont variés et leur connaissance précise permet d'éviter de contracter un certain nombre de parasitoses intestinales [52].

On distingue deux types de transmission:

☆ Par voie orale :

L'homme peut se contaminer par des aliments (eau, crudités..) souillés par des déjections humaines ou animales contenant des œufs, des kystes, ou des oocystes.

Un autre mode de contamination par voie orale est l'ingestion de chaire animale mal cuite qui a une incidence importante pour le téniasis, la consommation de chaire de poisson crue qui cause avec forte prévalence de la diphyllbothriose et aussi par l'ingestion accidentelle d'insectes parasites tels que les puces de chien (*Dipylidium caninum*).

Enfin, une auto-infestation orale pour les oxyures, ou par antiperistaltisme intestinale pour *Hymenolepis nana* et *Tenia solium*, cette dernière présente le risque de la cysticercose

☆ Par pénétration transcutanée :

Par pénétration active des larves de *Strongyloides* ou d'Ankylostome à travers la peau (marche dans la boue) à travers la muqueuse intestinale pour *Strongyloides* (auto infestation)

NB : La transmission par inhalation d'œufs embryonnés dans les poussières est possible, c'est le cas d'oxyurose qui est une parasitose de la vie en famille, en collectivité, surtout chez les enfants [25, 53, 54].

2.6. La répartition géographique

Les parasitoses intestinales peuvent être soit cosmopolites (balantidiose, giardiose, blastocystose) soit localisées à l'état endémique dans les régions tropicales et intertropicales (ascaridiose, amébose) [33, 55, 56].

3. Physiopathologie

La pathogénicité des parasites dépend de la diversité de ces derniers, de leurs localisations, leurs migrations, leurs métabolismes, et aux différents stades de leur développement.

3.1. Action spoliatrice

Soit la spoliation glucidique; c'est le cas des *Ascaris* lorsque la charge parasitaire est massive.

Soit la spoliation sanguine par des vers hématophages (ankylostomes, trichocéphales) [57].

3.2. Action mécanique

- **Traumatique** : occlusion qui concernent surtout les vers, comme les *Ascaris* [58].
- **Invasive** : l'ulcération de la paroi intestinale par les trophozoïtes d'*Entamoeba histolytica* et de *Balantidium coli* [59].
- **Irritative** : elle peut être réflexe (spasmes intestinaux ou toux lors de l'agression de la muqueuse pulmonaire) ou immuno-pathologique (formation de granulomes inflammatoires et de scléro-fibrose autour des parasites, allergie) [60].

3.3 .Action toxique

L'action toxique due à l'émission, excrétion, sécrétion de toxines histolytiques, hémolytiques et même nécrotiques [61].

3.4 Action immunodépressive

Les parasites diminuent l'efficacité du système immunitaire en empêchant la sécrétion de l'immunoglobuline (IgA), ainsi l'organisme se retrouve prédisposé à faire des infections bactériennes et /ou virales [60].

4. Symptomatologie Clinique et complications

Les différents tableaux cliniques et les complications possibles au cours des parasitoses intestinales sont représentées dans le tableau suivant:

Tableau V : Symptomatologie Clinique et complications possibles au cours des parasitoses intestinales.

| Maladie | Symptomatologie | Complications |
|--------------------|--|--|
| protozooses | | |
| Amébose | <p>Une amébose intestinale aiguë ou dysenterie amibienne (<i>Entamoeba histolytica histolytica</i>) C'est la forme la plus répandue. Incubation : silencieuse et de durée variable Début apyrétique et va être marqué par l'apparition de douleurs abdominales vagues et d'une diarrhée (10 à 15 selles/j).</p> <p>Formes suraiguës amébose colique maligne Elles se manifestent par un syndrome dysentérique très intense et peuvent être à l'origine d'une perforation et de choc infectieux. La létalité de cette forme est très élevée [62].</p> | <p>Une hémorragies digestives par ulcération. Syndrome occlusif ou Subocclusif (due aux spasmes de l'intestin). Amoebome:tumeur colique granulomateuse bénigne au niveau du caecum et du sigmoïde [63, 64].</p> |
| Giardiose | <p>Les manifestations les plus fréquentes débutent 1 à 3 semaines après la contamination et sont marquées par une diarrhée modérée, des douleurs abdominales hautes, épigastriques, des nausées et une anorexie. L'évolution de la maladie donne une perte de poids, une distension abdominale, des selles malodorantes en bouse de vache [65].</p> | <p>Chez l'enfant, la persistance des symptômes donne un retard staturo-pondéral [65].</p> |

| | | |
|---------------------|--|--|
| Balantidiose | <p>Parfois asymptomatique, mais le plus souvent marquée par une alternance de diarrhée et de constipation.</p> <p>Parfois une déshydratation importante est notée en rapport avec un véritable syndrome dysentérique [39].</p> | <p>Les complications sont faites d'appendicite, de péritonite ou d'entérocolite [39].</p> |
| coccidioses | <p>☞ Chez l'immunocompétent:</p> <p>Se traduit par une diarrhée hydrique souvent profuse, avec des signes digestifs et généraux.</p> <p>Chez des enfants elle peut se compliquer de diarrhée chronique et de malnutrition.</p> <p>☞ Chez immunodéprimés:</p> <p>Se caractérise par une sévérité et une chronicité de la diarrhée, avec altération profonde de l'état général. Ces parasitoses présentent une résistance habituelle aux agents anti-infectieux [46, 66]</p> | <p>☞ Chez immunodéprimés:</p> <p>On remarque une déshydratation, une dénutrition et une atteinte biliaire et pulmonaire [66].</p> |

| | | |
|--|--|---|
| <p style="text-align: center;">Microsporidioses</p> | <p>Des cas asymptomatiques sont suggérés par la présence de spores dans les selles d'enfants non diarrhéiques.</p> <p>☞ Chez le sujet immunocompétent : On voit une diarrhée spontanément résolutive.</p> <p>☞ Chez le sujet immunodéprimé : Le symptôme principal est la diarrhée chronique avec selles aqueuses, non sanglantes, des nausées, des douleurs abdominales et une perte de poids progressive [48].</p> | <p>La cachexie est de règle [48].</p> |
| <p style="text-align: center;">Blastocystose</p> | <p>Le balstocystis est facultativement pathogène, la plupart des cas sont des porteurs asymptomatiques; rarement on note des diarrhées aqueuses, une gastroentérite, des ballonnements ou un urticaire.</p> <p>Actuellement, il est connu comme l'agent responsable du syndrome de colon irritable [21, 22].</p> | |
| Helminthoses | | |
| <p style="text-align: center;">Ascaïdïose</p> | <p>Les manifestations cliniques dépendent de l'importance du parasitisme.</p> <p>La phase de migration larvaire est marquée par un syndrome de Löföler.</p> <p>La phase d'état est fréquemment marquée par des troubles digestifs [23].</p> | <p>L'Ascariose peut être à l'origine d'une occlusion intestinale, un étranglement hernien et une cholécystite aigue [23].</p> |

| | | |
|------------------------|--|--|
| Oxyurose | Le symptôme principal et le plus constant est le prurit anal, avec d'autres troubles qui sont moins caractéristiques comme la douleur abdominale et l'irritabilité chez l'enfant [25]. | Les oxyures peuvent déclencher une appendicite, ou une vulvo-vaginite chez les fillettes prépubaires [25]. |
| Ankylostomose | <p>Une toux discrète ou de la fièvre peuvent se voir lors de la migration des larves à travers les poumons.</p> <p>Les signes digestifs sont variables allant de la simple pesanteur gastrique à une douleur évoquant un ulcère [63].</p> | L'infestation massive par les ankylostomes entraîne des désordres biologiques représentés par une anémie ferriprive avec une hypoalbuminémie [63]. |
| Anguillulose | <p>Chez l'adulte et en cas de forte infestation on remarque une diarrhée, des lésions inflammatoires et œdémateuses de la muqueuse entérique et un syndrome de malabsorption.</p> <p>Cela entraînera chez l'enfant un syndrome coeliaque avec retard de croissance [67].</p> | Dans les hyperinfestations ils cause des ulcérations, des nécroses et des perforations intestinales et de l'iléus paralytique. Cette hyperinfestation évolue vers l'anguillulose disséminée où les larves vont alors envahir la totalité de la paroi intestinale, les poumons, le système nerveux central et les voies urinaire. |
| Trichocephalose | En cas d'infestation massive chez l'immunocompétent on voit des nausées, flatulences, amaigrissement avec douleurs abdominales [12]. | Hémorragies rectales, prolapsus rectal, anémie, retard de croissance [12]. |
| Taeniasis | <i>Taenia saginata</i> et <i>Taenia solium</i> : Les signes digestifs sont variés : boulimie ou anorexie, nausées ou vomissements, troubles du transit avec | Neurocysticercose pour <i>Taenia solium</i> [68]. |

| | | |
|--------------------------------|--|---------------------|
| | alternance de diarrhée et de constipation (67). | |
| Diphyllobothriose | On peut observer des manifestations classiques de tœniasis parfois associée à une anémie de type macrocytaire et mégaloblastique par carence en vitamine B12 [31]. | Pas de complication |
| Hymenolepiose | Cette parasitose est généralement asymptomatique. En cas de manifestations cliniques, elles sont alors identiques à celles des grands ténias. Chez l'enfant, l'hyménolépiose est souvent responsable de troubles de l'absorption [68]. | Pas de complication |
| Dipylidiose | L'ingestion d'une puce infestée entraîne une infection autolimitée asymptomatique [34]. | Pas de complication |
| Bilharziose intestinale | La symptomatologie est dominée par une perturbation du transit alternant des crises diarrhéiques d'intensité variable (épisodes dysentériques) et des constipation accompagnée de ballonnements post-prandiaux et de douleurs coliques [35]. | Pas de complication |

CHAPITRE 02 :
DIAGNOSTIC DES
PARASITOSEES INTESTINALES

Le diagnostic des parasitoses intestinales repose sur un ensemble de critères, épidémiologiques, cliniques et biologiques, permettant l'orientation vers la parasitose suspectée et parasitologique permettant la confirmation par la mise en évidence du parasite [69, 70].

1. Diagnostic d'orientation

Une parasitose intestinale est suspectée devant l'association de plusieurs critères aspécifiques : épidémiologiques, cliniques, biologiques et radiologiques.

1.1. Critères épidémiologiques

L'origine géographique du malade, ainsi qu'un éventuel voyage ou séjour dans un autre pays est une donnée fondamentale à noter, la notion de baignades éventuelles, le mode de vie urbain ou rural, la présence d'animaux familiers, permettent de suspecter ou d'éliminer tel ou tel parasitose [52].

1.2. Critères cliniques

Les parasites intestinaux sont responsables souvent de :

-Manifestations digestives : des douleurs abdominales violentes, des ténésmes (amébose colique), une diarrhée aiguë avec 5 à 10 selles par jour (giardiose), un retard staturo-pondéral notamment chez les enfants (syndrome de malabsorption due à *Giardia intestinalis*).

-Manifestations cutanées : un érythème maculo prurigineux fugace qui se voit au cours de la primo invasion de l'ankylostomose et un prurit anal qui est le maître symptôme de l'oxyurose.

-Manifestations pulmonaires: une toux sèche, une dyspnée, une expectoration muqueuse dans la phase d'invasion de l'ascariose.

1.3. Critères biologiques

-Hémogramme:

On note:

- Une anémie microcytaire, due à la perte de sang en cas d'ankylostomose
- Une anémie macrocytaire due à une véritable compétition biologique entre le ver et son hôte pour l'absorption de la vitamine B12 c'est le cas de la bothriocéphalose.

- Hyperleucocytose due à une hyper éosinophilie, elle est modérée au cours d'une oxyurose, d'un téniasis, d'une hyménolépiose et bothriocéphalose, est importante au cours de l'ascaridiose, ankylostomose(phase d'invasion) où l'évolution désigne la courbe de Lavier et au cours d'anguillulose cette courbe prend la forme en coup d'archet [71].

1.4. Critères radiologiques

La radiographie thoracique standard permet de repérer un infiltrat interstitiel diffus et labile associé à la migration larvaire de certains nématodes (Ascaris, anguillules, Ankylostomes,...) [72].

2. Diagnostic de certitude

La confirmation des parasitoses intestinales repose sur l'examen parasitologique des selles, qui consiste à rechercher directement le parasite éventuellement présent à l'intérieur de l'intestin de l'enfant ; soit sous leur formes végétatives ou kystiques pour les protozoaires soit sous forme œufs, des larves ou d'adultes pour les helminthes [70].

2.1. Condition du prélèvement:

Le prélèvement de selle constitue une étape essentielle qui va conditionner les résultats de l'examen coproparasitologique.

2.1.1. Préparation du malade

Il est toute fois recommandé d'obéir aux règles suivantes pendant au moins trois jours qui précèdent l'EPS afin d'éviter les résultats faussement négatifs:

-Eviter les aliments qui laissent des résidus ou qui colorent les selles (légumes secs, fraises, tomates, betterave)

-Interrompre les médicaments à action antiparasitaires, antibiotiques qui agissent sur la flore intestinale, les laxatifs et les adsorbants divers.

-Un lavement baryté doit suivre et non précéder l'examen parasitologique des selles [73].

2.1.2. Prélèvement proprement dit

2.1.2 .1.Prélèvement de selles

Elles sont recueillies dans un récipient sec et propre à fermeture hermétique. L'idéal est de demander au patient de déféquer au laboratoire, afin d'éviter la destruction des formes trophozoïtes des Protozoaires.

Dans le cas contraire où le prélèvement est effectué en dehors du laboratoire, il faut le ramener dans le plus bref délai. Si le domicile du malade est loin de l'hôpital, on doit procéder à la conservation du prélèvement (Il faut donc placer le flacon à +4°C ou bien en mélangeant les selles avec des conservateurs fixateurs tels que le formol ou la solution de MIF [74].

La quantité des selles doit être suffisante pour permettre la mise en œuvre de toutes les techniques nécessaires , avec une répétition de l'examen trois fois (3 à 4 jours d'intervalle) pour affirmer la négativité, car l'élimination des parasites est discontinue (périodes muettes) [75].

2.1.2.2. Scotch test anal

Une lame recouverte d'un morceau de scotch appliqué sur la marge anal de l'enfant le matin avant toute toilette en cas de suspicion d'une oxyurose (détailler dans la partie pratique).

2.2. Examen parasitologique des selles proprement dit :

Il comprend un examen macroscopique et un examen microscopique (un examen direct et après concentration) [76].

2.2.1. L'examen macroscopique

Il précise l'aspect des selles, la couleur, la consistance, la présence des éléments non fécaux, des glaires, du sang et la présence de certains parasites (adultes d'oxyures et d'Ascaris, anneaux de Tænia) [77] .

2.2.2. L'examen microscopique

Tout examen microscopique doit comporter :

-Un examen direct à l'état frais ou après coloration instantanée pour la mise en évidence des formes végétatives des protozoaires.

-Deux examens après concentration [58, 73].

Le détail est donné dans la partie pratique.

2.2.2.1. Examen direct à l'état frais :

Il doit être effectué après dilution de la selle dans de l'eau physiologique [78].

2.4.2.2. Examen direct après coloration immédiates

On prend une goutte de la dilution dans de l'eau physiologique avec une goutte du colorant. Plusieurs colorants peuvent être utilisés:

❖ Coloration au Lugol

- **Réactifs utilisés (Annexe 1)**
- **Mode opératoire** (voir partie pratique)
- **Intérêt**

-Bonne visibilité de la disposition de la chromatine périphérique et du caryosome des amibes du genre *Entamoeba*.

-Colore la vacuole iodophile de *Pseudolimax Butschlii* en brun acajou [12, 78].

❖ Au Merthiolate-iode-formol (MIF)

- **Réactifs utilisés (Annexe 1)**
- **Mode opératoire** (voir partie pratique)
- **Intérêt**

Conserve les formes végétative plus long temps ainsi que les kystes [78].

❖ Coloration au bleu de méthylène

- **Réactifs utilisés (Annexe 1)**
- **Protocole opératoire**

-Déposer une grosse goutte de bleu de méthylène tamponnée sur une lame porte objet ;

-Ajouter une goutte de la dilution des selles ;

-Attendre 5 à 10 minutes ;

-Examiner à l'objectif x10 puis x40.

- **Intérêt :**

C'est une coloration recommandée par l'OMS pour les amibes permettant l'identification de leurs formes végétatives [78].

❖ Coloration au cristal violet de Bailenger

- **Réactifs utilisés (Annexe 1)**
- **Mode opératoire**

-Déposer sur une lame une goutte de la préparation fécale ou du culot d'enrichissement ;

-Avec le coin de la lamelle, lui mélanger une petite goutte du réactif, prélevée avec une pipette Pasteur ;

-Recouvrir d'une lamelle ;

-Examiner à l'objectif à immersion.

- **Principe et Intérêt**

Elle colore le cytoplasme des trophozoïtes et les cristalloïdes des kystes en rouge, les structures nucléaires et les rudiments flagellaires en noire [79].

2.2.2.3. L'examen après concentration

- **Intérêt**

Elimination des éléments inutiles, éclaircissement des préparations et simultanément augmentation de la concentration des parasites. Mais sans intérêt pour les formes végétatives qu'elles altèrent.

Les méthodes de concentration se répartissent en trois groupes :

-Méthodes physiques, méthodes physico-chimiques ou diphasiques et Concentration par éclaircissement.

➤ **Méthodes physiques**

- **Techniques basées sur la sédimentation**

- **Principe**

Utiliser comme diluant un réactif dont la densité est inférieure à celle des parasites. Ces derniers plus lourds, ils sédimentent et se déposent au fond du tube (**Tableau VI**) [78].

Tableau VI: Les méthodes physiques basées sur la sédimentation

| Méthodes | Réactifs utilisés | Intérêts |
|---|---|---|
| Sédimentation simple dite méthode de Barbosa | L'eau de robinet | Recherche des larves d'anguillule et les œufs d' <i>Ascaris lumbricoides</i> non fécondés [73]. |
| Méthode de Faust et Ingalls | Le diluant c'est l'eau glycinée à 0,5% qui augmente la mouillabilité des œufs et favorise la sédimentation des kystes [78]. | Elle est indiquée pour les œufs de <i>Schistosoma mansoni</i> , les œufs d' <i>Ascaris lumbricoides</i> non fécondés et les larves d'anguillules. |

❖ **Techniques basées sur la flottation**• **Principe :**

Elles utilisent des diluants dont la densité est supérieure à celles des parasites. Ces derniers plus légers vont flotter à la surface. Les techniques de flottation altèrent les larves et les kystes pour lesquelles elles sont contre indiquées ainsi que pour les selles riches en lipides (**Tableau VII**) [78].

Tableau VII: Les méthodes physiques basées sur la flottation.

| Méthodes | Diluants utilisés | Intérêts |
|---------------------------------------|---|--|
| Méthode de Willis : | Na Cl à 25%. | Recherche les œufs d' <i>Hymenolepis nana</i> surtout dans les enquêtes épidémiologiques [12]. |
| Technique Faust | Solution de sulfate de zinc saturée à 33% [80]. | Permet la mise en évidence des œufs d'helminthes dans les selles diarrhéiques. |
| Technique de JANECKSO modifiée | Réactif Iodomercurique (Annexe 1). | Permet de concentrer les œufs d'helminthes en général et d' <i>Hymenolepis nana</i> en particulier. L'inconvénient est l'action caustique, allergique et polluante du réactif mercuriel [78]. |

➤ **Méthodes Diphasiques**• **Principe:**

Consiste à mettre en présence de deux phases liquides non miscibles, l'une aqueuse et l'autre lipophile ; en réalisant un coefficient de partage dont la valeur est conditionnée pour chaque particule fécale (parasites et déchets) par sa balance hydrophile lipophile [80].

La concentration est obtenue en combinant la sédimentation par centrifugation et l'élimination des résidus de la digestion par l'action dissolvante de l'éther éthylique.

Tableau VIII: Les méthodes diphasiques.

| Techniques | Diluants utilisés | Intérêts |
|--|--|--|
| Télman Rivas modifiée par Bailenger | Elle utilise du tampon acéto-acétique à pH 5,5 (Annexe1) [81]. | Concentre bien les parasites les plus courants (kystes de protozoaires et les œufs d'helminthes) [78]. Inconvénient : ajustement du pH au cours de la manipulation. |
| Technique de Ritchie modifiée par Allen et Ridley (cette technique sera traitée dans la partie pratique). | Le formol à 10% [78]. | Mise en évidence des kystes de protozoaires et des œufs d'helminthes [78]. |
| M.I.F concentration | M.I.F [78]. | Concentre les trophozoïtes des protozoaires [78]. |

➤ **Concentration par éclaircissement**

- **Technique du Kato Katz :**
- **Principe**

Une technique d'éclaircissement des éléments parasitaires retrouvés au niveau des selles après la confection d'un frottis épais

- **Intérêts**

permettre la recherche et la numération des œufs d'helminthes [82].

2.2.2.4. Techniques spécifiques

La recherche de certains parasites nécessite la mise en route de techniques particulières choisies en fonction des renseignements épidémiologiques, cliniques et biologiques [82].

➤ Colorations permanentes

Elles sont parfois nécessaires pour confirmer l'identité des formes végétatives et kystiques de protozoaires et en cas de suspicion d'oocystes de *Cryptosporidium sp* et les spores de microsporidies. Ces colorations permettent de conserver le matériel scientifique ou de l'envoyer à un laboratoire de référence pour un avis d'experts [78].

Parmi ces colorations, on site :

❖ Coloration de HEIDENHEIN à l'hématoxyline ferrique

- Réactifs utilisés (Annexe 1).
- Protocole opératoire

Il se fait en 3 temps :

- Effectuer un étalement humide mince ;
- Fixation : elle se fait avec du Schaudinn acétique ;
- Coloration : avec l'hématoxyline et différenciation avec de l'alun de fer ;
- Déshydratation : par des bains d'alcool à des degrés croissants 60, 70, 80, 90 puis l'alcool absolu, pour finir par le xylène ;
- Lire au microscope optique au G x100.

- Intérêt

Colore les noyaux des amibes en noir sur fond gris ce qui permet de différencier entre les espèces [12, 82].

❖ Coloration de Kohn (au noir chlorazol)

- Réactifs utilisés (Annexe1).
- Protocole opératoire

- Effectuer un étalement humide mince;
- Plonger directement le frottis dans le réactif préalablement préparé (Annexe 1) ;
- Laisser agir pendant 16 à 18 heures ;
- Laver à l'eau courante ;
- Déshydrater par des bains d'alcool à des degrés croissants 60, 70, 80, 90 puis l'alcool absolu, pour finir par le xylène ;
- Lire au microscope optique au G x100.

- **Intérêt**

-Facilite l'identification des protozoaires et permet de colorer les trophozoïtes en gris alors que les kystes apparaissent en bleu pâle avec des noyaux bien nets [12, 71].

- ❖ **Coloration de Zeihl Neelsen modifiée par Henriksen et Poblenz**

- **Réactifs utilisés (Annexe1).**
- **Protocole opératoire (voire partie pratique) [12].**
- **Intérêt**

Mettre en évidence les oocystes de *Cryptosporidium* sp et d'*Isospora belli* qui apparaissent rouge vif sur un fond vert [73].

- ❖ **Coloration au trichrome de Weber**

- **Réactifs utilisés (Annexe1)**
- **Protocole opératoire**

-Faire un frottis fécal de culot issu de la technique de Ritchie ;
 -Colorer avec le colorant pendant 3 heures ;
 -Rincer avec l'eau acétique à 0,2% ;
 -Contre colorer par le vert de malachite à 1% ;
 -Lire au microscope au G x100 à l'immersion.

- **Intérêt**

Mettre en évidence les spores de microsporidies qui apparaissent rose sur fond vert [73, 78].

- ❖ **Coloration par Uvitex 2B**

- **Principe**

Fluorescence directe.

- **Intérêt**

Mettre en évidence microsporidies, qui apparaissent bleu pale sur fond noir [78].

- **Méthodes biologiques**

- ❖ **Méthode de Baerman et Lee**

- **Principe**

Méthodes d'extraction des larves d'anguillule basées sur l'hydrotropisme et le thermotropisme de ces dernières [78, 83, 84].

A noter que ces techniques sont sensibles, et les larves obtenues sont vivantes et capables d'infester par voie transcutanée. Donc manipuler avec précaution.

- **Protocole opératoire**

- Mettre l'échantillon de selles sur un tamis métallique puis tapissé de plusieurs couches de gaze un entonnoir en verre fermé par une pince;
- Remplir l'entonnoir d'eau à 45°C ;
- Au bout de 2 à 3 heures, ouvrir la pince et recueillir le liquide ;
- Centrifuger le liquide à 1500 tr/mn, et examiner le culot ;
- Lire au microscope au G x10 puis x 40 .

- **Interet**

Mettre en évidence les larves rhabdidoites ou strongyloides

- ❖ **Test de Graham**

- **Principe**

L'application d'une bande de scotch bien transparent sur plusieurs secteurs de la marge anale dont les plis ont été écartés.

Ce scotch doit être ensuite collé sur une lame porte-objet en verre, puis observé au microscope au faible grossissement (20 ou ´ 40) [25].

- **Protocole opératoire** (voir partie pratique)
- **Intérêt**

Mettre en évidence des œufs d'*Enterobius vermicularis* et même ceux de *Tenia saginata* retrouvés au niveau de la marge anale.

2.3. Coprocultures

Elles ne sont pas utilisées en routine mais présentent plutôt des indications spécifiques comme elles nécessitent des milieux spéciaux et un suivi sur plusieurs jours (**Annexe 2**) [78, 85].

L'intérêt et les principaux milieux utilisés en coproculture sont représentées dans le tableau suivant:

Tableau IX: Intérêts et milieux de culture des selles utilisés en parasitologie [78].

| Culture | Principe | Milieux | Intérêts |
|--------------------------|---|--|---|
| En protozoologie | Elle redresse un examen parasitologique faussement négatif en permettant la multiplication des protozoaires et augmentant ainsi les chances de les trouver [72]. | MILIEU de Dobell et Laidlaw Milieu LMS Milieu de Diamond Milieu TYI-S-33 Milieu HSP3M2 Milieu LE(Locke –Egg) Milieu de Robinson Milieu de Jones | Pour l'obtention d'un grand nombre d'amibes utilisés dans les études morphologiques, taxonomiques ou pour la préparation d'antigènes. |
| En helminthologie | Elle consiste à mettre les selles dans des conditions permettant ainsi aux larves d'anguillules d'évoluer vers le stade adulte dont la femelle pond des larves de deuxième génération. Et différencié entre les deux espèces d'ankylostomes. | <ul style="list-style-type: none"> • Méthode de Brumpt : Elle utilise du charbon végétal afin d'obtenir une pate qu'on étalera au fond d'une boîte de pétri. • Méthode de Ho-Thi-Sang : Elle utilise du charbon végétal afin d'obtenir une pate mais disposée différemment dans la boîte de pétri • Méthode de Harada et Mori : elle est réalisée avec de l'eau distillée stérile. | |

2.4. Diagnostic moléculaire

La mise à point d'une PCR en temps réel sur des extraits de selles fraîchement émises permet aussi de faire la distinction entre les espèces d'Entamoeba. C'est une méthode rapide et spécifique mais plus cher [52].



CHAPITRE 03 :
TRAITEMENT ET
PROPHYLAXIE

1. Traitement

Le traitement antiparasitaire regroupe plusieurs et en fonction de l'espèce parasitaire on distingue les antiprotozoaires et les antihelminthiques [86].

1.1. Antiprotozoaires intestinaux

Les molécules antiparasitaires utilisées au cours des protozooses intestinales et les principales indications sont représentées dans le tableau suivant :

Tableau X : Principales molécules anti-amibiens tissulaires [87, 88].

| Médicaments | Présentations | Indications | Posologie |
|--|---|--|---|
| Métronidazole FLAGYL® | -Suspension buvable à 4%. -CP à 125 mg. -CP à 250 mg. -CP à 500 mg | -Amébose - Giardiose -Trichomonose | -[40 mg/kg/j] en 3 prises pendant 7 jours chez l'enfant. -[15 mg/kg/j] pendant 5 Jours repartis en 3 prises journalières chez l'enfant. -[2 g] en une seule prise ou 500 mg/j en 2 prises pendant 10 jours par VO . |
| Ornidazole TIBERAL® | -Comprimés à 500 mg. | -Amébose -Trichomonose -Giardiose | -[20 à 30 mg/kg/j] chez l'enfant. -Soit 1 g par jour en deux prises pendant 5 jours, soit 1,50 g en une seule prise après le repas du soir. -[30 mg/kg/j] pendant 2 j. |

| | | | |
|---|---|---|---|
| <p>Secnidazole SECNOL®</p> | <p>-Comprimés à 500mg.</p> | <p>-Amœbose intestinale aiguë</p> <p>Forme intestinale Asymptomatique</p> | <p>-[2 g] en prise unique chez l'adulte et 30 mg/kg/j en prise unique chez l'enfant.</p> <p>-Même posologie que dans la forme aiguë mais pendant 3 j.</p> |
| <p>Tinidazole FASIGYNE®</p> | <p>-Comprimés à 500 mg</p> | <p>- Trichomonose</p> <p>- Amibiase</p> <p>- Giardiose</p> | <p>-[2 g] en prise unique.</p> <p>-[1,5 g] par j pendant 4 à 5 j.</p> <p>-[50-70 mg/kg/j] chez l'enfant en une prise.</p> |
| <p>Tiliquinol + Tilbroquinol INTETRIX®</p> | <p>-Gélules à 200mg de Tilbroquinol +100 mg de Tiliquinol</p> | <p>-En cas d'amœbose chronique.</p> <p>-En cas d'amibiase aiguë</p> | <p>-[4 gel/j] cure de 10j.</p> <p>-[4 à 6 gel] par jour.</p> |

1.1. Antihelminthiques intestinaux

Les molécules antiparasitaires utilisées au cours des helminthoses intestinales et les principales indications sont représentées dans le tableau suivant :

Tableau XI : Principales molécules antihelminthiques [89, 90, 91].

| Médicament | Présentation | Indication | Posologie |
|-------------------------------------|---|---|--|
| Niclosamine TREDEMINE® | -Comprimés à 500 mg | -Tæniasis à <i>Tænia saginata</i> , <i>Tænia solium</i> et bothriocéphale. | -Enfant ≥ 7 ans : 2 cp à 500 mg le matin à jeun, puis 2 cp une heure Plus tard -Enfant 2 à 7 ans : $\frac{1}{2}$ dose -Enfant < 2 ans : $\frac{1}{4}$ de dose Meme schéma a suivre |
| Praziquantel BILTRICIDE® | -Cp à 600 mg | -Toutes les bilharzioses - Tæniasis à <i>Tænia Saginata</i> et <i>Tænia solium</i> | -Dose unique de [40 mg/kg] sur1j de traitement pour toutes les espèces sauf pour <i>Schistosoma japonicum</i> qui se traite a la posologie de [60 mg/kg] en 2 prises -[10mg/kg] en une prise. |
| Flubendazole FLUVERMAL® | -Cp à 100 mg -Susp à 100 mg/dose | -Oxyurose. -Ascaridiase, nkylostomose, trichocéphalose. | -[100 mg] en prise unique, à renouveler 15 à 20 jours après. (traiter toute la famille) -[100 mg] matin et soir pendant 3 jours. |

| | | | |
|---|---|---|--|
| Albendazole ZENTEL® | -Cp à 400 mg -Susp à 4 % | -Oxyurose. -Ascaridiose, ankylostomose et trichocéphalose. -Anguillulose et tæniasis. | -[100 mg] en prise unique répétée 15 à 20 j plus tard. -Enfant plus de 2 ans : 400 mg en prise unique -Enfant plus de 2 ans : 400 mg/j Pendant 3j. |
| Thiabendazole MINTEZOL® | -Cp à 500 mg | Traitement des nematodoses graves à localisation tissulaire. | -[50 mg/kg/j] pendant 2 jours. |
| Pipérazine VERMIFUGESORIN® | -Susp à 15 mg/ml | - Oxyurose -Ascaridiose | -2 cures de 7 jours espacées de 15 à 20 jours. -1cure de 3 à 5 jours. |
| Pamoate de pyrantel Combantrin® Helmintox® | Combantrin t cp à 125 mg ; susp 125 mg/dose Helmintox cp à 125 et 250 mg ; susp à 125 mg/dose | -Oxyurose et ascaridiose -Ankylostomose | -1 Cp ou 1 cuillère à mesure/10 kg en prise unique. -[10 mg/kg] en 1 prise en cas d'infestation Sévère. -[20 mg/kg/j] pendant 2 à 3 j. |

1.4. Traitement chirurgical

Il est indiqué dans le cas des complications de certaines parasitoses telle 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 [78].

1.5. Phytothérapie

Certaines plantes ont acquis le caractère antiparasitaire et comme exemple on cite : [92].

-**Les huiles essentielles** : Comme par exemple huile essentielle d'armoise d'arbre à thé, de cajepout et de cannelle.

-**L'ail** : sous toutes ses formes, il est surtout connu pour ses propriétés contre les oxyures.

-**Les graines et l'huile de courge**: L'action vermifuge de la courge est liée à la cucurbitacine efficace contre l'ascaridiose, mais aussi contre le tœniasis (cette substance permettrait de détacher sa tête de la paroi intestinale).

-**La choucroute fraîche et le jus de chou frais**.

-**La carotte crue** : particulièrement facile à proposer aux enfants.

-**Les infusions de thym** (consommées à raison de 3 à 4 fois par jour pendant au moins 15 jours).

- **L'écorce de cannelle en décoction** qui constitue des antiparasitaires efficaces.

-**La coque de noix verte**: il est préconisé en prises 3 jours avant et 3 jours après la pleine lune.

-**L'extrait de pépin de pamplemousse** : aux vertus antiparasitaires incontestables, constitue un remède intéressant et il est sans contre-indication majeure.

2. Prophylaxie

La lutte contre les parasitoses intestinales met en œuvre un ensemble de mesures destinées à interrompre la transmission et à protéger le terrain réceptif [93].

2.1. Prophylaxie individuelle

Elle est basée essentiellement sur des mesures d'hygiène corporelles et des aliments, cette prévention nécessite le changement de certaines habitudes alimentaires qui sont :

-Se laver les mains avant les repas, après le passage aux toilettes et avant la manipulation des aliments.

-Brossage des ongles après chaque selle et avant les repas, pour prévenir l'auto-infestation au cours de l'oxyurose

-Préférer des aliments cuits et servis brûlants sans manipulation intermédiaire.

-Les fruits et les crudités doivent être abondamment lavés.

-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* et les oocystes des cryptosporidies sont résistants à la chloration.

2.2. Prophylaxie collectives

Il convient d'attaquer chacun des éléments de la chaîne naturelle du péril fécal part pour une bonne efficacité sachant que le rôle de l'eau y est capital.

2.2.1 Prévention de la dissémination dans l'entourage

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

-Nettoyage et désinfection des objets usuels de la personne infesté surtout les enfants.

-Nettoyage des tables d'écoles et des sols des chambres.

-Pour l'hyménolépiose et l'oxyurose qui ont en commun le risque d'auto-infestation nécessitant un traitement prolongé et une répétition des cures ainsi qu'un traitement simultané de l'entourage [94].

-L'amélioration du niveau de vie et des conditions sanitaires.

2.2.2 Chimio prophylaxie

L'OMS recommande, à titre d'intervention de santé publique, l'administration périodique d'antihelminthiques (albendazole ou mebendazole) aux enfants vivant dans des zones où l'on estime que la prévalence des géohelminthoses dépasse 20% [95, 96].



PARTIE PRATIQUE

1. Objectifs du travail

1.1 Objectif principale

Evaluer la prévalence des parasitoses intestinales chez l'enfant diagnostiquées au laboratoire de parasitologie-mycologie médicales du CHU de Tlemcen .

1.1. Objectifs secondaires

- Identifier les différents parasites intestinaux retrouvés chez les enfants.
- Etudier la relation entre la giardiose et le retard staturo-pondéral.

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 72**).

- Pots transparents.
- Baguettes en verre.
- Lames et lamelles.
- Micropipettes et embouts.
- Tubes coniques.
- Etiquettes.
- Flacons d'eau de Javel : Pour la décontamination des baguettes utilisées.
- Gants.
- Plateau.
- Compresse de gaze.
- Eprouvette + Erlenmeyer.
- Balance électronique.
- Centrifugeuse.
- Microscope optique.
- Sécheur électrique.



Figure 71: Le matériel du laboratoire utilisé pour le diagnostic des parasitoses intestinales (.
(Laboratoire de parasitologie-mycologie médicales CHUT)

2.1.1. Réactifs (figure 73)

- Eau physiologique.
- Lugol.
- Eau distillée.
- Solution de formol commerciale à 37%.
- Ether.
- M.I.F.
- Colorant Giemsa pure.
- Colorant vert de malachite.
- Colorant bleu de méthylène.
- Méthanol.
- Chlorure de sodium.
- Solution de la fuchsine phéniquée.



Figure 72 : Réactifs utilisés

(Laboratoire de parasitologie-mycologie médicales CHUT)

2.2. Méthodes

2.2.1. Protocole d'étude

2.2.1.1 Lieu et période d'étude

Il s'agit d'une étude descriptive transversale concernant les examens parasitologiques des selles des enfants, adressés au laboratoire de parasitologie-mycologie médicales du CHU de Tlemcen, sur une période de 7 mois allant du 10 septembre 2016 au 15 avril 2017.

2.2.1.2. Population d'étude

Notre étude s'est intéressée aux deux catégories d'enfants hospitalisés ou non et ceci dans le cadre d'une suspicion clinique d'une parasitose intestinales (symptomatologie digestive en générale).

-Les enfants non hospitalisés, consultant à titre externe.

-Les enfants hospitalisés ou suivi dans les services de Pédiatrie, Centre chirurgical infantile et Néphrologie du CHU de Tlemcen.

Dans cette étude, on a reçu les prélèvements de 194 malades, mais seulement les échantillons de 172 patients étaient inclus (142 malades sont hospitalisés et 30 externes).

2.2.1.3. Critères d'inclusion

Tout enfant, externe ou hospitalisé dont l'âge est compris entre 2 et 15 ans ramenant au moins un seul prélèvement coprologique associé ou non à un scotch test.

2.2.1.4. Critères d'exclusion

- Les enfants sous traitement antiparasitaire ou bien arrêté depuis moins de 15 jours.
- Les enfants chez qui, l'examen parasitologique des selles était incomplet (manque de réactifs pour effectuer la technique de Ritchie).
- Un scotch test mal fait.

2.2.1.5. Critère de jugement

Seule la mise en évidence des parasites, par l'examen parasitologique des selles et/ou le scotch test de Graham, est considéré comme résultat positif.

2.2.1.6. Considérations éthiques

- La collecte des données était réalisée après un consentement volontaire et éclairé des parents ou bien l'accord favorable des responsables légaux des enfants.
- Les autorisations nécessaires, pour la conduite de l'enquête et la récolte des prélèvements au niveau des services de Pédiatrie et du Centre chirurgical infantile, ont été sollicités au prés des médecins chefs de ces derniers.

2.2.1.7. Saisie des données et analyse statistique

Nous avons établi une base de données sur le logiciel SPSS (Statistical Package for the Social Sciences) version 21 où les caractères épidémiologiques, cliniques ainsi que les résultats des examens parasitologiques des selles et des scotch tests ont été saisis et traité puis reportés sur le logiciel Microsoft Excel 2010 pour établir les représentations graphiques.

Les proportions ont été comparées à l'aide du test de Khi deux et le seuil de significativité des données était de $\alpha = 5\%$.

2.2.2. Procédure

2.2.2.1. Recueil des données (Annexe 3)

Un questionnaire a été effectué pour les 194 patients dont il renferme :

- L'identité de chaque enfant : Le nom, le prénom, l'âge, le sexe et l'origine géographique.
- Les principaux signes cliniques : diarrhée, prurit, douleurs abdominales, fièvre...ext
- Le statut immunitaire du patient.
- Le niveau socioéconomique.
- La prise iatrogène.
- Le comportement des enfants en matière d'hygiène, la vie en collectivité ...ext.
- Les résultats des examens parasitologiques et du scotch test anal.

2.2.2.2. Recueil des prélèvements

❖ Prélèvement de selles

Après avoir renseignés les parents sur la méthode du prélèvement à domicile et pour cela chaque personne reçoit un récipient propre et sec pour effectuer le prélèvement, l'échantillon de selle sera ramené à notre service et enregistré (**Figure 74**).

Chaque prélèvement de selle a fait l'objet d'un examen macroscopique et microscopique (un examen direct et une technique de concentration).

La répétition des EPS est nécessaire, ou on doit refaire le prélèvement trois fois à 3 jours d'intervalle, afin de garantir une sécurité satisfaisante au diagnostic.



Figure 73 : Récipient pour le recueil des selles.
(Laboratoire de parasitologie-mycologie médicales CHUT)

❖ Les scotchs tests anaux

En cas de suspicion d'oxyurose (prurit anal), les parents reçoivent deux lames portes objet étiquetées, sur lesquelles on mentionne le nom et le prénom de l'enfant.

La méthode du prélèvement est obligatoirement expliquée pour chaque parent, à cause de la méconnaissance de cette dernière (**Figure75**).

Ce test consiste à appliquer une bande de cellophane adhésive au niveau de l'anus en position genu pectorale le matin avant toute toilette, la retirer et la coller sur une lame porte objet.

NB :

Dans notre étude, on n'a pas pu effectuer une enquête familiale pour les enfants qui ont eu un scotch test positif.



Figure 74 : Lame porte objet pour le recueil des prélèvements.
(Laboratoire de parasitologie-mycologie médicales CHUT)

2.2.2.3. Diagnostic parasitologique

Le diagnostic parasitologique est basé sur deux examens essentiels; un examen macroscopique et un autre microscopique, ce dernier consiste à réaliser : un examen direct à l'état frais et un examen après concentration (technique de Ritchie).

En fonction des parasites suspectés, des techniques spécifiques supplémentaires ont été effectués:

- La coloration au M.I.F pour la colorer et conserver les formes végétatives.
- La coloration de Ziehl-Neelson modifiée pour la recherche des oocystes de *Cryptosporidium sp.*
- La coloration des frottis au Giemsa.

✓ Préparations préalables des réactifs utilisés

✚ Préparation de l'eau physiologique

Du fait du manque de l'eau physiologique commercialisée au niveau du laboratoire de parasitologie mycologie, on a préparé notre propre solution (eau physiologique à 0.9%), à partir de la poudre de chlorure de sodium (**Figure 76**).

En routine ; on prépare 2.5 L de la solution de chlorure de sodium comme suite:

- On va utiliser une règle de trois pour calculer la masse exacte du Na Cl :

$$\begin{array}{lcl}
 9\text{g de Na Cl} & \longrightarrow & 1\text{L d'eau distillée} \\
 m \text{ Na Cl} & \longrightarrow & 2.5 \text{ L d'eau distillée}
 \end{array}
 \left. \vphantom{\begin{array}{lcl} 9\text{g de Na Cl} \\ m \text{ Na Cl} \end{array}} \right\} m = 22.5 \text{ g de Na Cl}$$

- En utilisant une balance électronique, peser 22.5 g de Na Cl;
- Dans un erlenmeyer de 500 ml, verser la poudre pesée et compléter par de l'eau distillée jusqu'au trait de jauge;
- Agiter la fiole et verser dans le flacon puis compléter le volume nécessaire (2.5 L) par l'eau distillée et agiter encore une fois;
- Verser un volume dans un flacon de 250 ml pour l'utilisation quotidienne et le reste sera conservé.

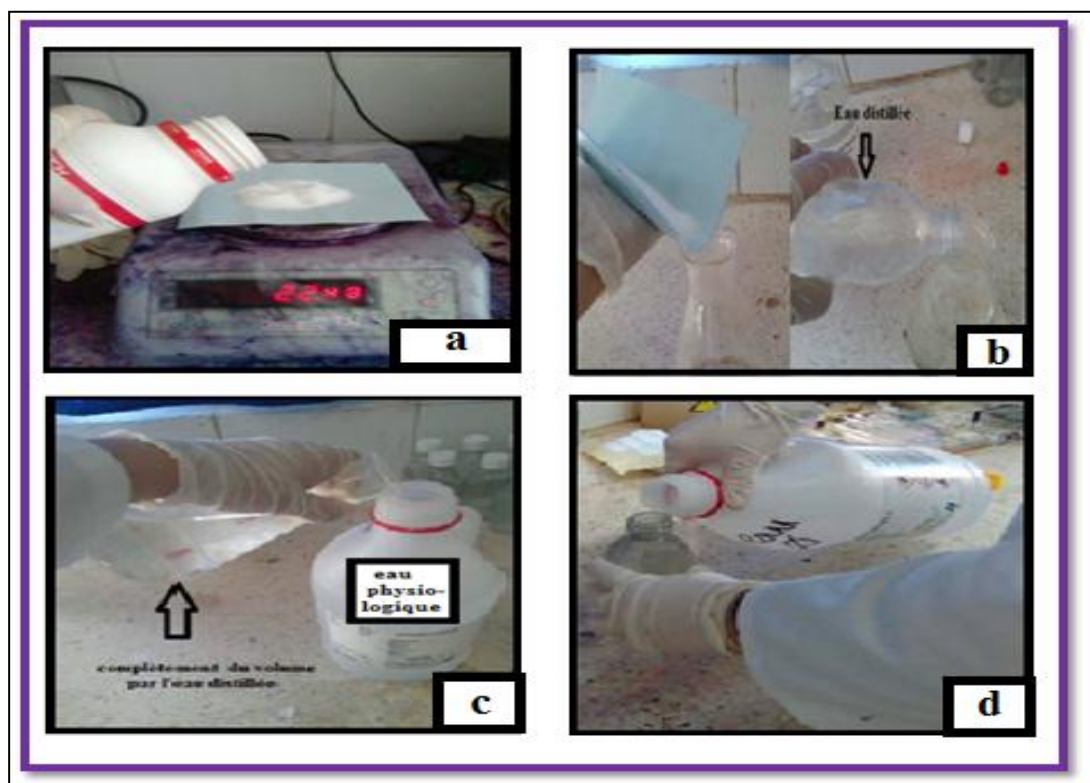


Figure 75 : Les étapes de la préparation de l'eau physiologique (Laboratoire de parasitologie-mycologie médicales CHUT)

✚ 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 77**) :

- a-Rincer toute la verrerie avec de l'eau distillée;
- a-Dans une éprouvette, prélever 50 ml de la solution mère du formol à 36 %;
- b-Verser le dans un erlenmeyer à 500 ml;
- c-Compléter le volume par de l'eau distillée (450ml);
- d-Mélanger et verser la solution dans un flacon pour l'utiliser ultérieurement.

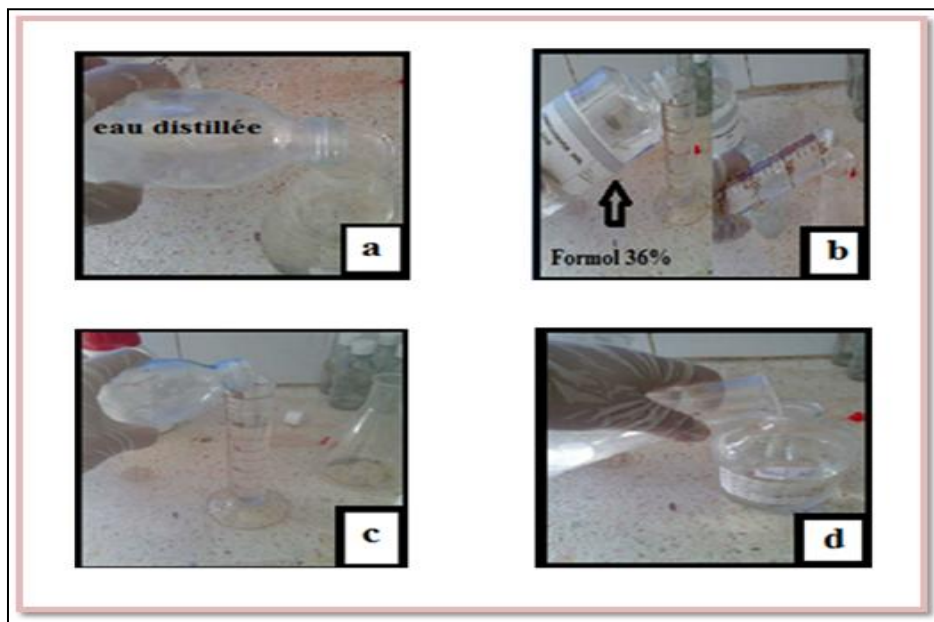


Figure 76: protocole opératoire de la préparation de la solution du formol 10%.

(Laboratoire de parasitologie-mycologie médicales CHUT)

✓ L'EPS proprement dit

Chaque échantillon de selle est rapidement examiné en deux étapes essentielles:

✚ Examen macroscopique

Il renseigne sur les aspects organoleptiques et parasitologiques:

✓ La consistance

Qui reflète la vitesse du transit intestinal. Elle peut être moulée, pâteuse (cas normal), liquide ou bien dure (constipation).

✓ La couleur

Elle dépend du flux biliaires, on distingue la couleur :

- Marron : cas normale.
- Brun foncé : en cas de putréfaction.
- blanche : absence de la bille.

✓ Les éléments surajoutés

Cet examen permet de repérer :

-La présence d'éléments non fécaux (sang, mucus, glaire, résidus alimentaires, lambeaux de desquamation de la muqueuse intestinale.)

-La présence éventuelle de certains parasites :

*Nématodes : vers adultes d'*Enterobius vermicularis* (oxyure) ou d'*Ascaris lumbricoïdes*.

*Cestodes : anneaux de *Tænia*.

✚ Examen microscopique

C'est le temps réel du diagnostic parasitologique. Au laboratoire l'échantillon est traité en trois temps : un examen direct à l'état frais, après coloration instantanée puis une technique de concentration. A coté de ces examens de routine on a effectué autres techniques spécifiques en fonction de la particularité de certains parasites.

❖ Examen à l'état frais

C'est un procédé simple et de grand apport puisqu'il permet de mettre en évidence, en plus des kystes ou des œufs, les formes végétatives de protozoaires et d'étudier leurs mobilité.

✓ Technique

a- A l'aide d'une fine baguette prélever une noix de selle en superficie et en profondeur en privilégiant les zones où des anomalies sont patentes (mucus sanglant) ; puis diluer ces petites particules de matières fécales dans 10 fois leur volume d'eau physiologique à 0.9%, de façon à obtenir une suspension homogène;

b- Sur une lame propre, prélever à l'aide d'une pipette Pasteur, une goutte de la dilution de selle et la déposer entre lame et lamelle ;

c- La lecture des lames se fait d'abord au faible grossissement (x10) pour détecter les œufs et larves d'helminthes puis au grossissement moyen (x40) pour rechercher les formes végétatives et kystiques des protozoaires (**Figure 78**).

NB

Il faut balayer la lame entière avec des mouvements en zig zag soit de haut en bas, soit de droite à gauche (**Figure 79**).

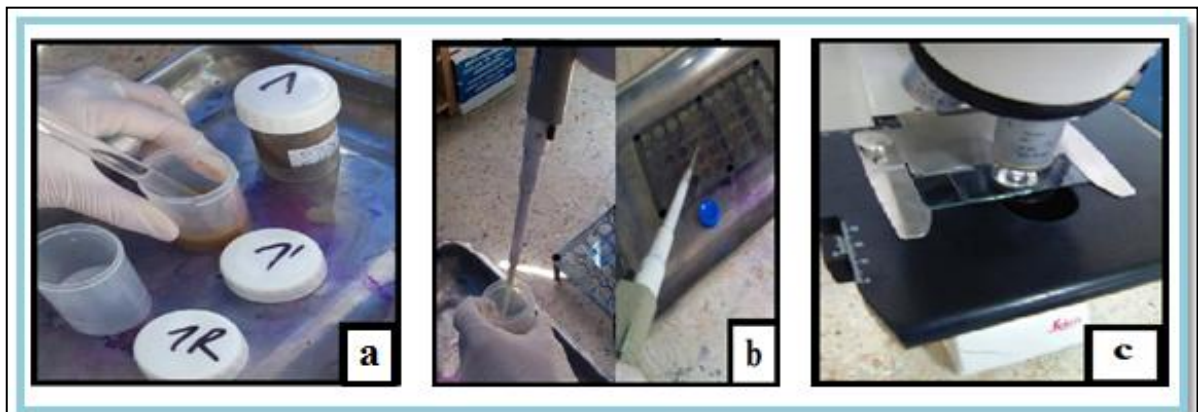


Figure 77: Les étapes de l'examen direct à l'état frais.

(Laboratoire de parasitologie-mycologie médicales CHUT)

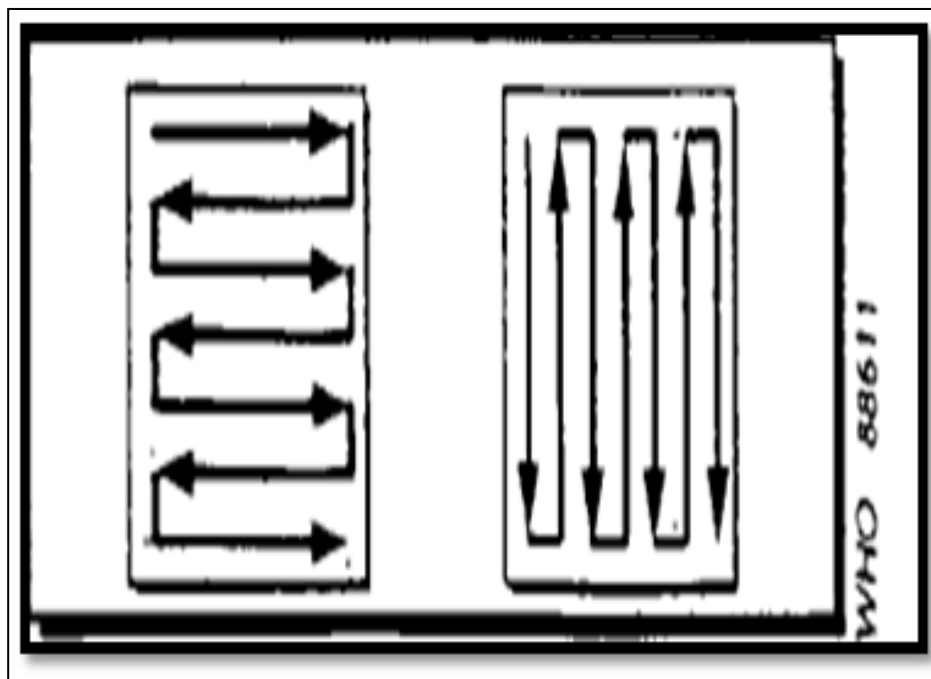


Figure 78: Lecture des lames en zig zag.

(Laboratoire de parasitologie-mycologie médicales CHUT)

❖ **Examen direct après coloration au Lugol**

✓ **Réactif**

Lugol à 5 % (Annexe 1).

✓ **Mode opératoire**

a- La même suspension précédente est utilisée, en mettant sur la lame, une goutte de cette dernière avec une goutte de Lugol à 5% puis on couvre par une lamelle;

b- La lecture de la lame se fait de la même manière précédente (**Figure 80**).



Figure 79: Le protocole de l'examen direct après coloration au Lugol
(Laboratoire de parasitologie-mycologie médicales CHUT)

❖ **Examen direct après concentration par la technique de Ritchie simplifiée**

✓ **Technique**

a- Diluer une noix de selles directement dans de l'eau formolée à 10% jusqu'à obtention d'une suspension homogène;

b- Laisser sédimenter et prendre le surnageant;

c- Tamiser par une compresse à gaz et verser dans un tube conique en respectant les proportions de 2/3 de la dilution fécale et 1/3 d'éther du volume total;

d- Agiter rigoureuse puis centrifuger à 1500 tours/minute pendant 3 à 5 minutes;

e- Après on aura la formation de quatre phases (Une couche supérieure représentée par l'éther, une couche intermédiaire faite de résidus de bactérie et de débris alimentaires, une couche aqueuse faite par le formol et le culot qui contient les éléments parasitaires);

f- Jeter le surnageant en renversant le tube d'un mouvement rapide;

g- Mettre sur une lame une goutte de Lugol;

h- Prélever le culot, par une micropipette, puis déposer une goutte de ce dernier sur la lame et recouvrir par une lamelle;

i- Examiner la lame par le microscope optique aux grossissements x10 puis x40 avec un mouvement en zig zag (**Figure 81**).

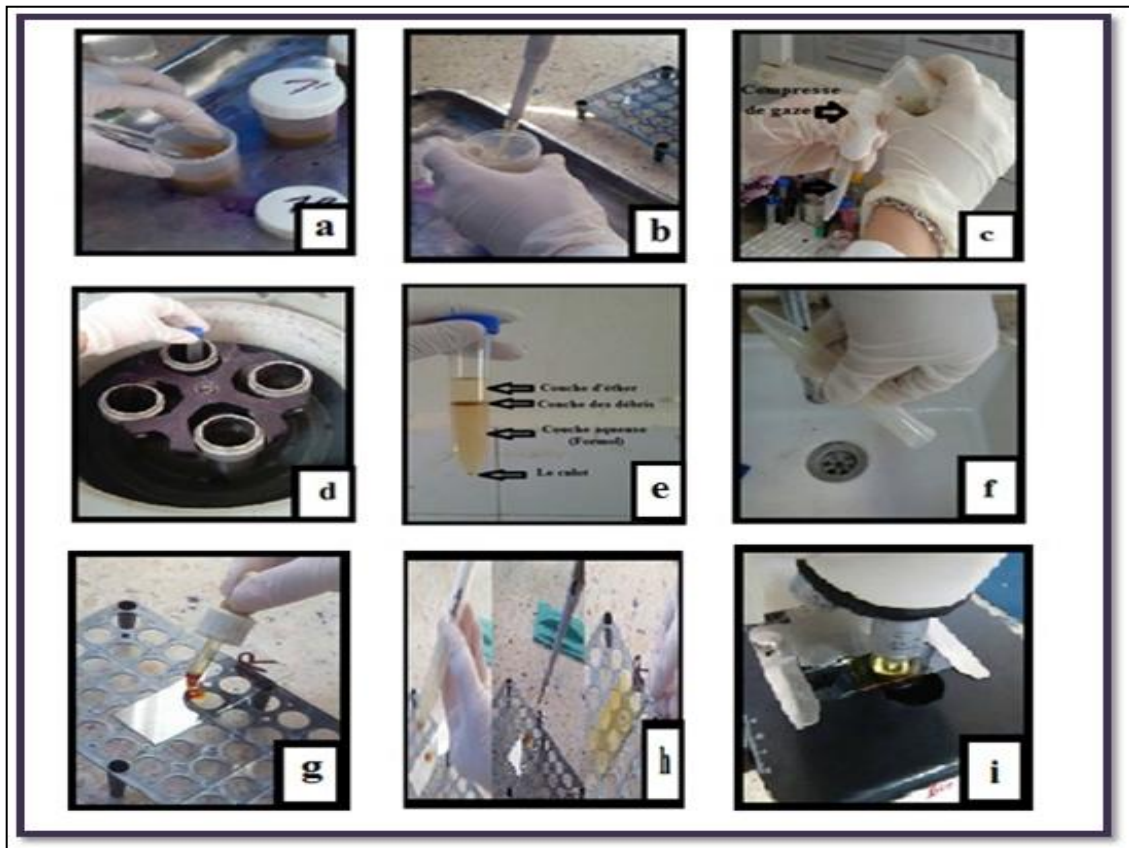


Figure 80: Le mode opératoire de la technique de Ritchie.

(Laboratoire de parasitologie-mycologie médicales CHUT)

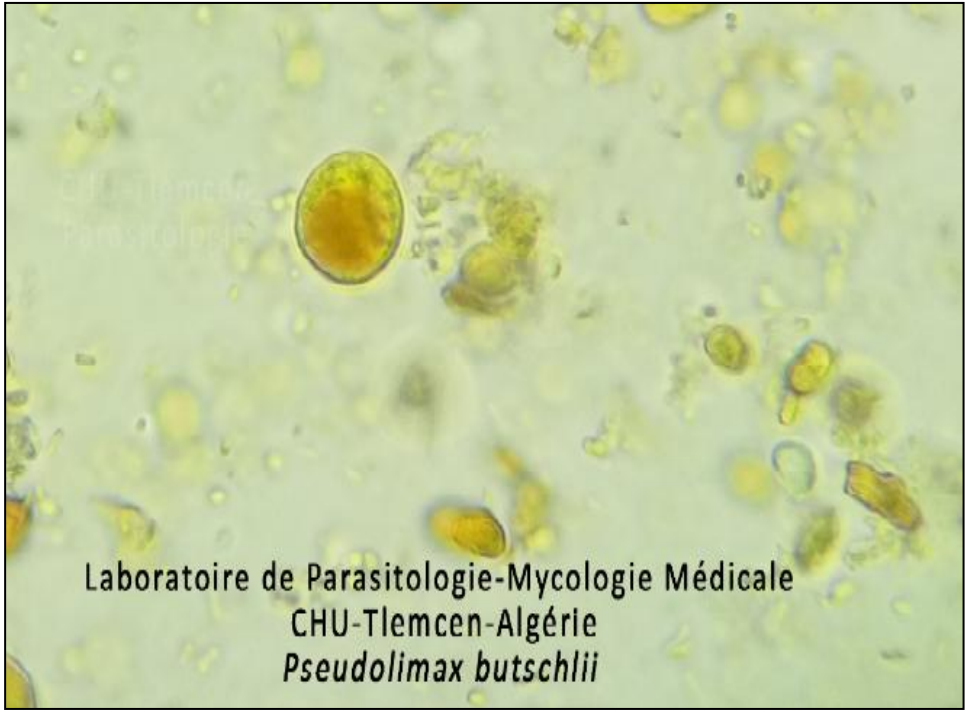


✓ **Résultats de l'examen direct et la technique de Ritchie**

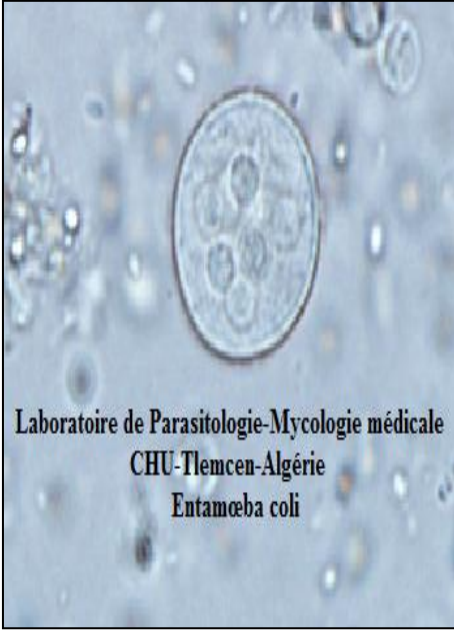
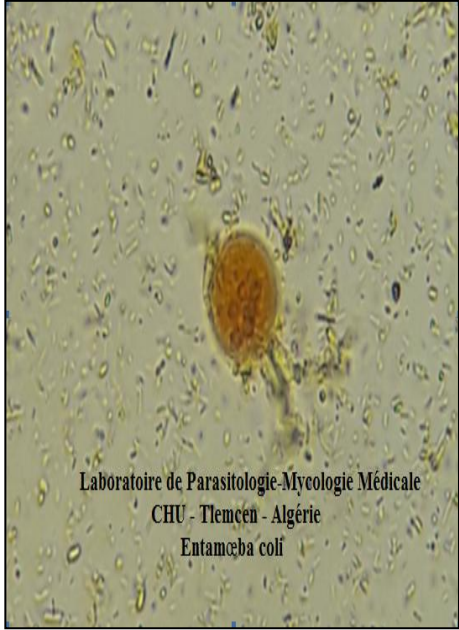
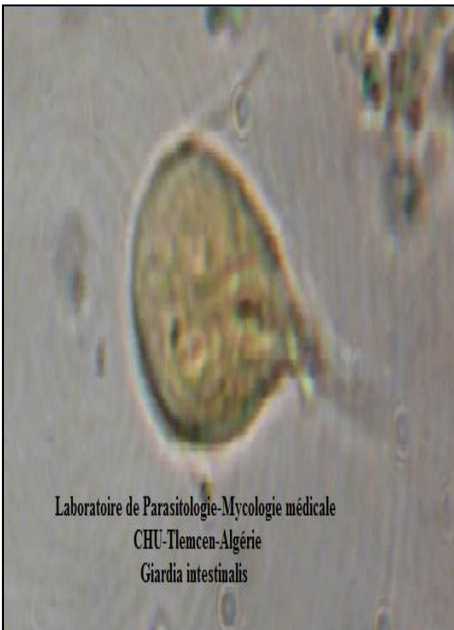
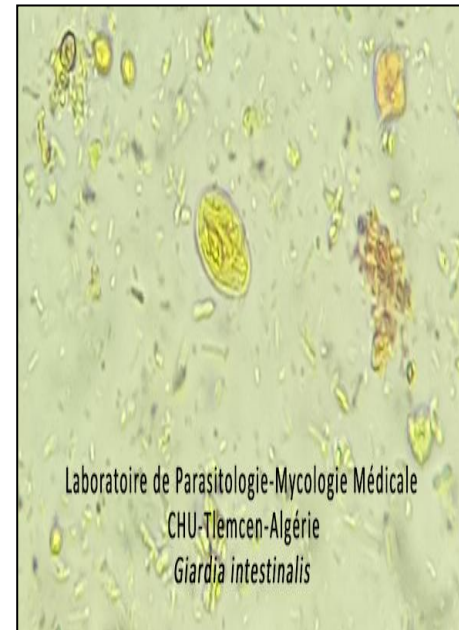
-Pour les protozoaires: on identifie le parasite tout en se basant sur les caractéristiques morphologique de son kyste, la présence ou non de la vacuole et le nombre des noyaux.

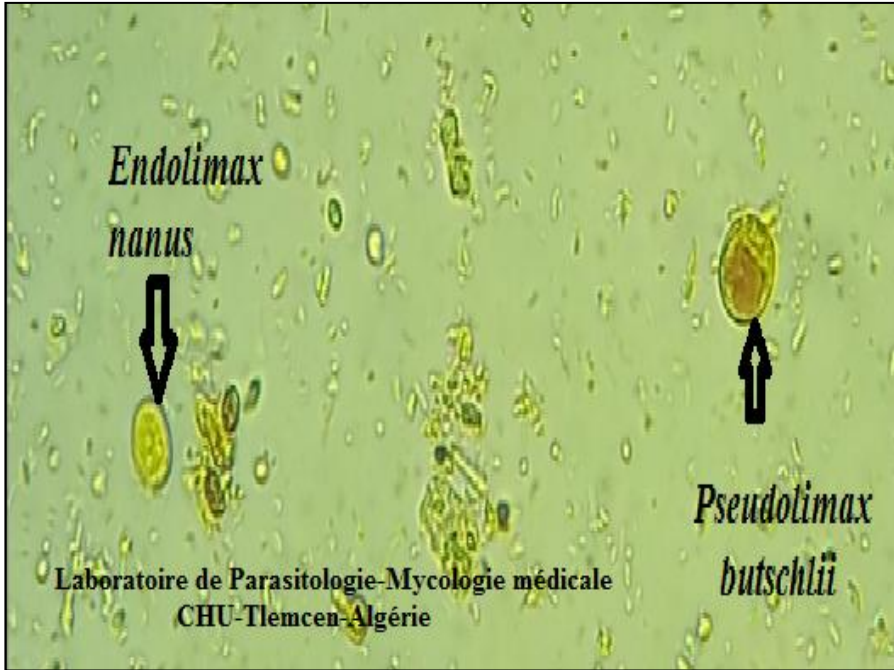


-Pour les helminthes on cherche les œufs spécifiques pour chaque parasite.



Les parasites retrouvés par l'examen direct et par la technique de Ritchie sont représentés ci-dessous:

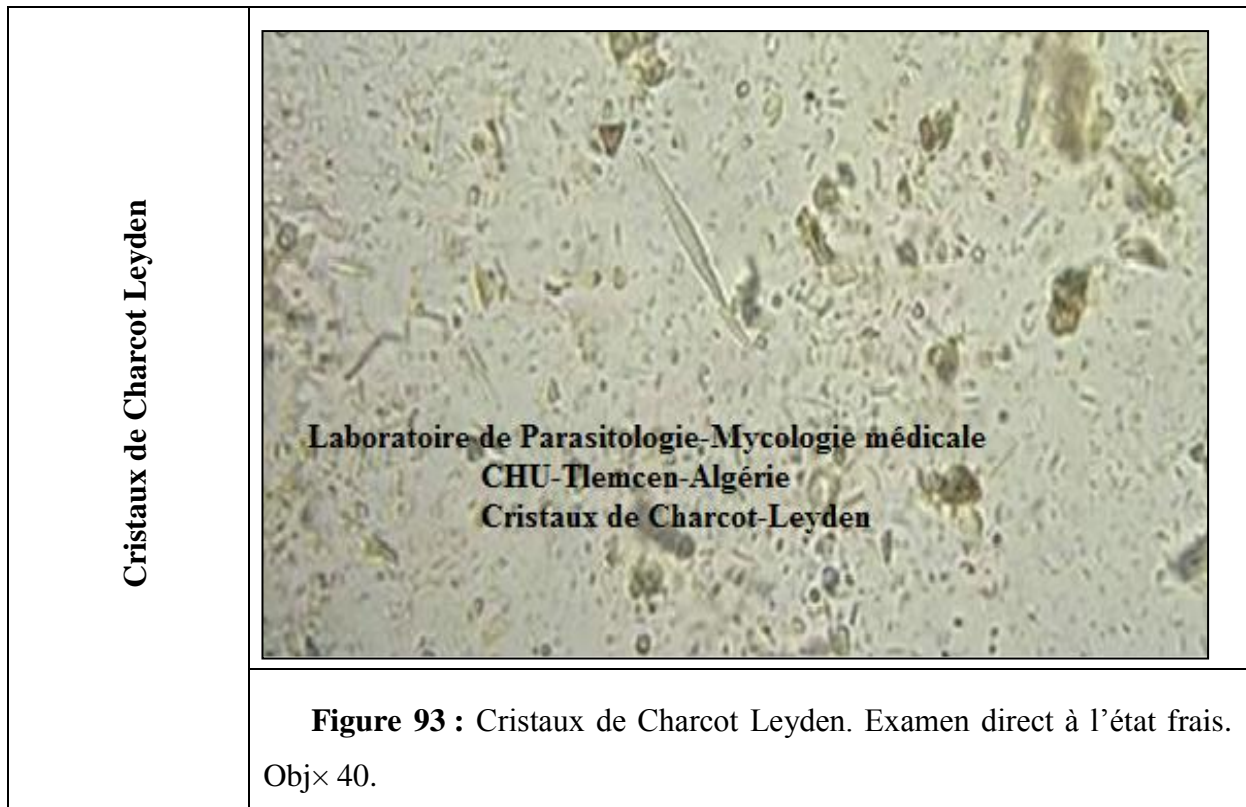
Tableau XII : Les différentes formes parasitaires diagnostiquées par l'examen direct et la technique de Ritchie simplifiée.

| | | |
|--|---|--|
| <i>Pseudolimax butschlii</i> |  <p style="text-align: center;">Laboratoire de Parasitologie-Mycologie Médicale CHU-Tlemcen-Algérie <i>Pseudolimax butschlii</i></p> | |
| <p>Figure 81 : Kyste de <i>Pseudolimax Butschlii</i> coloré au Lugol. Obj x40</p> | | |
| <i>Endolimax nanus</i> |  <p style="text-align: center;">Laboratoire de Parasitologie-Mycologie médicale CHU-Tlemcen-Algérie <i>Endolimax nanus</i></p> |  <p style="text-align: center;">Laboratoire de Parasitologie-Mycologie Médicale CHU -Tlemcen -Algérie <i>Endolimax nanus</i></p> |
| <p>Figure 82 : Kyste d'<i>Endolimax nanus</i> à l'examen direct à l'état frais. Obj x40</p> | | <p>Figure 83: Kyste d'<i>Endolimax nanus</i> par la technique de Ritchie coloré au Lugol Obj x40</p> |

| | | |
|-----------------------------|---|--|
| <i>Entamoeba coli</i> |  <p style="text-align: center;">Laboratoire de Parasitologie-Mycologie médicale CHU-Tlemcen-Algérie Entamoeba coli</p> |  <p style="text-align: center;">Laboratoire de Parasitologie-Mycologie Médicale CHU - Tlemcen - Algérie Entamoeba coli</p> |
| | <p>Figure 84: Kyste d'<i>Entamoeba coli</i>. Examen direct à l'état frais. Obj x40.</p> | <p>Figure 85: Kyste d'<i>Entamoeba coli</i> après concentration par la technique de Ritchie coloré au Lugol. Obj x40.</p> |
| <i>Giardia intestinalis</i> |  <p style="text-align: center;">Laboratoire de Parasitologie-Mycologie médicale CHU-Tlemcen-Algérie Giardia intestinalis</p> |  <p style="text-align: center;">Laboratoire de Parasitologie-Mycologie Médicale CHU-Tlemcen-Algérie Giardia intestinalis</p> |
| | <p>Figure 86: Forme végétative de <i>Giardia intestinalis</i> à l'examen direct à l'état frais. Obj x40.</p> | <p>Figure 87 : Kyste de <i>Giardia intestinalis</i> par la technique de Ritchie coloré au Lugol . Obj x40.</p> |

| | | |
|--|---|--|
| <p>Association <i>Endolimax nanus</i> + <i>Pseudolimax butschlii</i></p> |  | |
| <p>Figure 88 : Association de kyste d'<i>Endolimax nanus</i> et le kyste de <i>Pseudolimax butschlii</i> après coloration au Lugol. Obj×40.</p> | | |
| <p><i>Blastocystis hominis</i></p> |  |  |
| <p>Figure 89 : Kyste de <i>Blastocystis hominis</i>. Examen direct à l'état frais. Obj × 100.</p> | | <p>Figure 90 : Kyste de <i>Blastocystis hominis</i> par la technique de Ritchie. Obj x40.</p> |

| | |
|-------------------------------------|--|
| <p><i>Entamoeba hartmanni</i></p> |  <p>Laboratoire de Parasitologie-Mycologie médicale CHU-Tlemcen-Algérie <i>Entamoeba hartmanni</i></p> |
| | <p>Figure 91 : Kyste de <i>Entamoeba hartmanni</i> par la technique de Ritchie coloré au Lugol. Obj x40</p> |
| <p><i>Entamoeba histolytica</i></p> |  <p>Laboratoire de Parasitologie-Mycologie médicale CHU-Tlemcen-Algérie <i>Entamoeba histolytica</i></p> |
| | <p>Figure 92 : Kyste d'<i>Entamoeba histolytica</i> à l'examen direct à l'état frais. Obj x40.</p> |



❖ **Techniques spécifiques**

✓ **Coloration au M.I.F**

▪ **Préparation du réactif**

***Etape 1 : Préparation de la solution MF (Figure 95)**

480 ml de M.F contient :

- | | |
|--|--------|
| a- Teinture de Merthiolate de 1/1000 (annexe 1) | 200ml |
| b- Formol du commerce | 25 ml |
| c- Glycérine | 5 ml |
| d- Eau distillée | 250 ml |

e- Fermer le tube le retourner doucement pour bien mélanger.

Cette solution est stable pendant quelques mois.

***Etape 2 : Préparation du colorant M.I.F (Figure 96)**

-Dans un tube à hémolyse, préparer extemporanément le mélange suivant :

- | | |
|------------------------|---------|
| * Solution M.F | 2,35 ml |
| *Lugol 5 % frais | 0.15 ml |

- **Mode opératoire de la coloration au M.I.F: (coloration en tube)**

Lorsque les selles ne peuvent pas être observées dans un bref délai, il est recommandé d'utiliser le M.I.F. pour cela :

a-Mélanger dans un tube une partie de selles pour 10 parties de solution MIF;

b-Bien triturer pour obtenir une dilution homogène;

c-Faire un examen direct : prendre une goutte de la solution obtenue, après mélange, entre lame et lamelle;

d-Lire au microscope optique à l'objectif x40 puis à l'immersion (**Figure 97**).

- **Résultats**

Le cytoplasme des formes végétatives est coloré en bleu alors que les flagelles et les noyaux sont colorés en rouge.

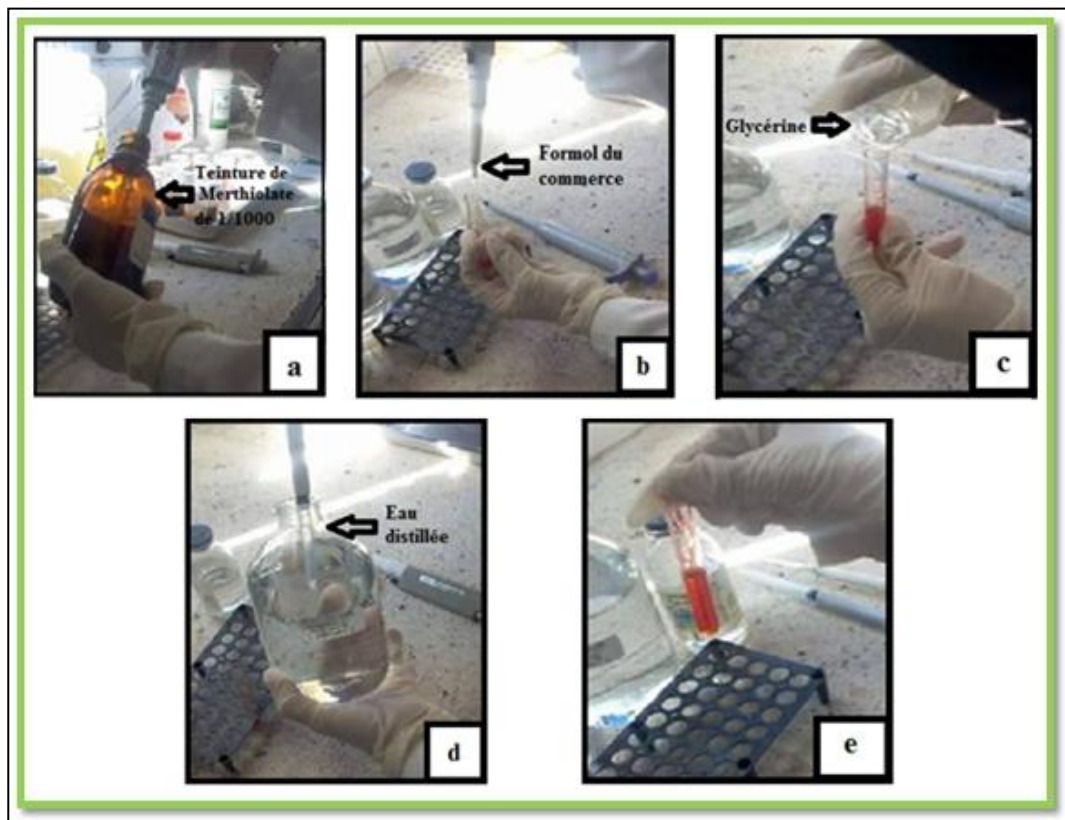


Figure 94 : Les étapes de la préparation de la solution MF.

(Laboratoire de parasitologie-mycologie médicales CHUT)



Figure 95 : La préparation du colorant M.I.F.

(Laboratoire de parasitologie-mycologie médicales CHUT)

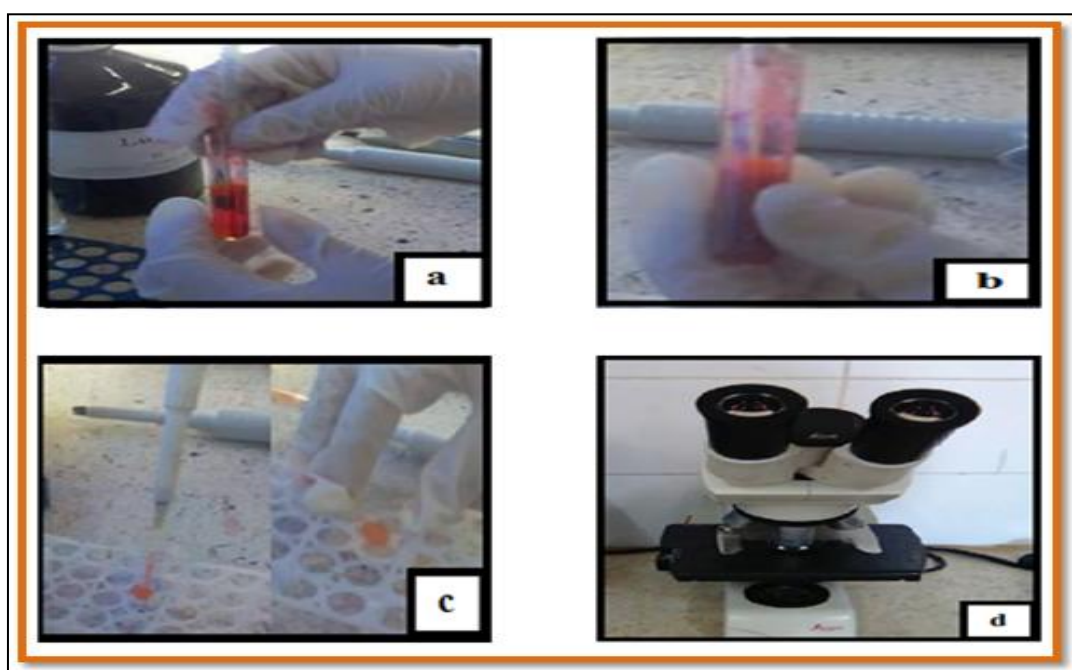


Figure 96 : Le protocole opératoire de la coloration au M.I.F.

(Laboratoire de parasitologie-mycologie médicales CHUT)

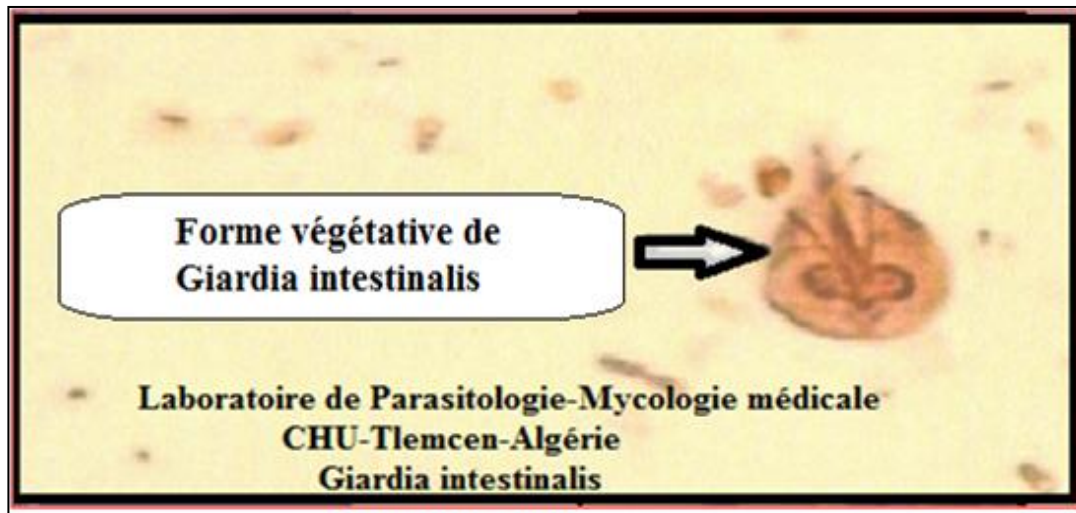


Figure 97 : Forme végétative de *Giardia intestinalis* colorée au M.I.F. Obj $\times 40$.

(Laboratoire de parasitologie-mycologie médicales CHUT)

✓ **Coloration au Giemsa**

Des frottis étaient confectionnés et colorés au Giemsa afin de confirmer le diagnostic et de conserver les formes végétatives de *Giardia intestinalis*.

▪ **Préparation du réactif (Annexe 1)**

▪ **Mode opératoire**

a- Réaliser un frottis en prenant une goutte de la dilution de la selle en eau physiologique et la déposer sur une lame, puis l'étaler à l'aide d'un embout et laisser sécher quelques minutes.

b- Fixer avec du méthanol pendant 5 minutes ;

c- Colorer par le Giemsa à 10% ;

d- Laisser agir 30 à 45 mn ;

e- Laver à l'eau du robinet ;

f- Sécher à l'aide de sécheur électrique ;

g- Lire au microscope optique à l'objectif $\times 40$ puis $\times 100$ de la même manière (en zigzag) (**Figure 99**).

▪ **Résultats**

-Le cytoplasme du parasite se colore en bleu et son noyau et ses flagelles en rouge.

-Malheureusement tous les frottis qu'on a effectués sont revenus négatifs (absence de formes végétatives colorés).

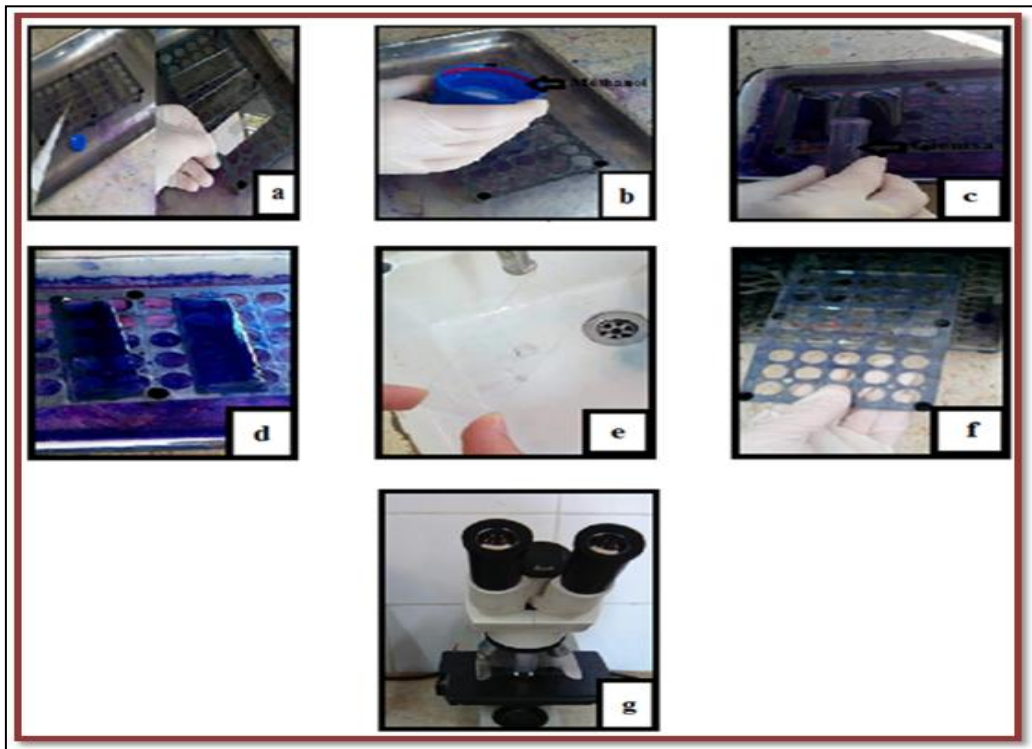


Figure 98 : Mode opératoire de la coloration au GIEMSA.

(Laboratoire de parasitologie-mycologie médicales CHUT)

✓ **Coloration de Ziehl-Neelson modifiée**

La coloration de Ziehl-Neelson modifiée permet la mise en évidence des oocystes coccidiens. Elle est particulièrement recommandée pour la mise en évidence des oocystes de *Cryptosporidium sp* qui se différencient des autres oocystes par leur très petite taille.

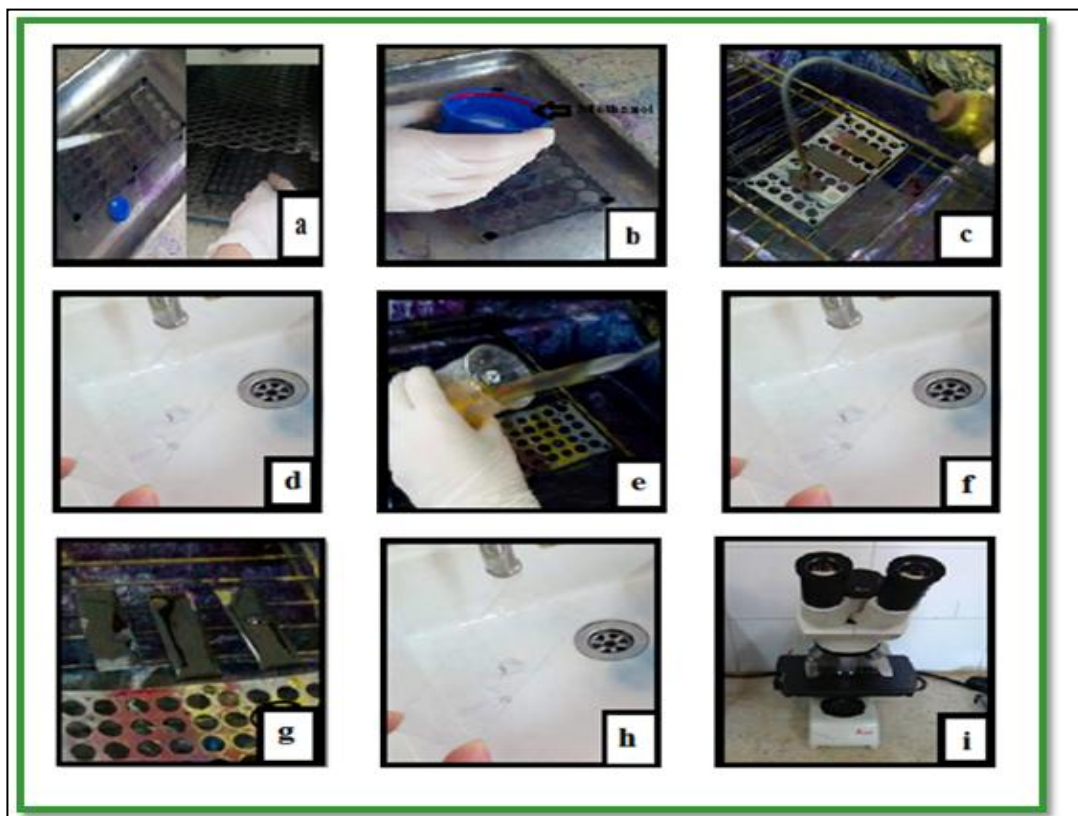
▪ **Mode opératoire**

- a- Etaler une goutte de culot de concentration résultant de la technique de Ritchie sur une lame puis sécher à l'aide de sécheur électrique ;
- b- Fixer par le méthanol pendant 5 minutes ;
- c- Recouvrir la lame encore à la fuchsin phéniquée à froid et laisser agir 1 heure ;
- d- Rincer à l'eau du robinet jusqu'à élimination de la fuchsin excédentaire ;
- e- Mettre la lame dans un bain d'acide sulfurique à 2% pendant 20 secondes en agitant.
- f- Rincer à l'eau ;

- g- Contre colorer au Vert Malachite à 5% ou du Bleu de Méthylène pendant 5 minutes ;
- h- Rincer à l'eau de robinet puis sécher à l'air libre ;
- i- Observer au microscope à immersion (objectif x100), sans recouvrir d'une lamelle (Figure 100).

▪ Résultats

Durant notre étude, on a effectués la coloration de Ziehl-Neelson modifiée pour des prélèvements de selles reçus des sujets immunodéprimés mais malheureusement on a pas pu isoler les oocystes de *Cryptosporidium sp.*



Figures 99 : Mode opératoire de la coloration de Ziehl-Neelson
(Laboratoire de parasitologie-mycologie médicales CHUT)

➤ Le scotch test anal

Le scotch test anal ou scotch test de Graham est utilisé dans le but de diagnostiquer une éventuelle oxyurose par la recherche des œufs d'*Enterobius vermicularis* ou bien un téniasis du à *Teania saginata*.

▪ Protocole

Les scotchs tests reçus au sein de notre laboratoire sont directement lus au microscope optique à l'objectif $\times 10$ pour la mise en évidence des œufs puis $\times 40$ pour la confirmation (**Figures 101**).

***NB**

On doit effectuer une décontamination du microscope par l'eau de javel a fin d'éviter la dissémination des œufs.

▪ **Résultats**

Les œufs d'*Enterobius vermicularis* qui apparaissent sous une forme asymétrique englobant une larve (œuf hautement infectant) (**Figure 102**).



Figure 100 : Un scotch test de Graham examiné par le microscope.
(Laboratoire de parasitologie-mycologie médicales CHUT)



Figure 101 : Œuf d'*Enterobius vermicularis*. obj $\times 10$.
(Laboratoire de parasitologie-mycologie médicales CHUT)

RÉSULTATS

3. Résultats et interprétations

3.1. Caractéristique de la population

L'étude était réalisée sur 194 enfants; cependant seulement 172 ont été inclus alors que les 22 restants ont été exclus pour des raisons multiples cités ci-dessus.

Les résultats seront traités selon plusieurs critères:

3.1.1. Sexe

La figure suivante représente la répartition des enfants étudiés selon le sexe.

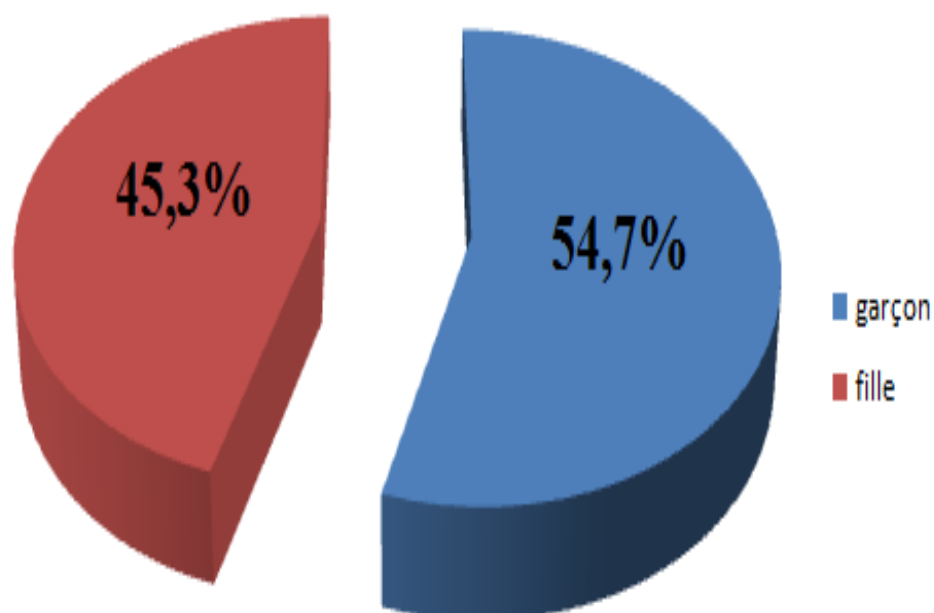


Figure 102: Répartition de la population étudiée selon le sexe.

On remarque que sur les 172 enfants, 54.7 % sont de sexe masculin avec un sex-ratio de 1.20.

3.1. 2.Age

A fin d'étudier la répartition des enfants selon l'âge, on les a repartis en 5 classes de 3 ans d'intervalle (**Figure 104**).

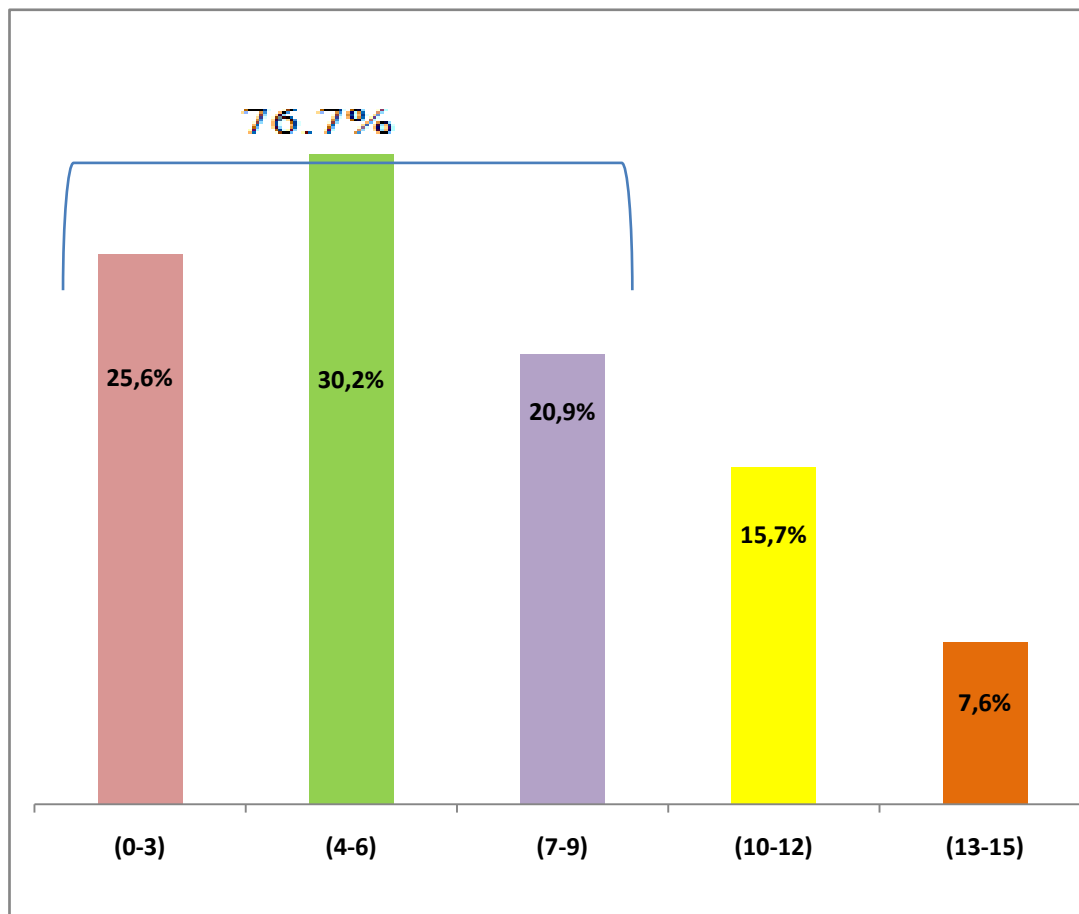


Figure 103 : Répartition de la population étudiée selon les tranches d'âge.

Les patients inclus dans cette étude étaient âgés de 2 à 15 ans, soit une moyenne d'âge de 2.49 ± 1.42 ans.

On remarque que l'EPS était demandé chez la plus part des enfants avec une proportion élevé touchant les enfants âgés de 0 à 9 ans (76.7%).

3.1.3. Répartition temporelle des prélèvements

Le graphe suivant représente la répartition du nombre des prélèvements en fonction du temps de l'examen parasitologique.

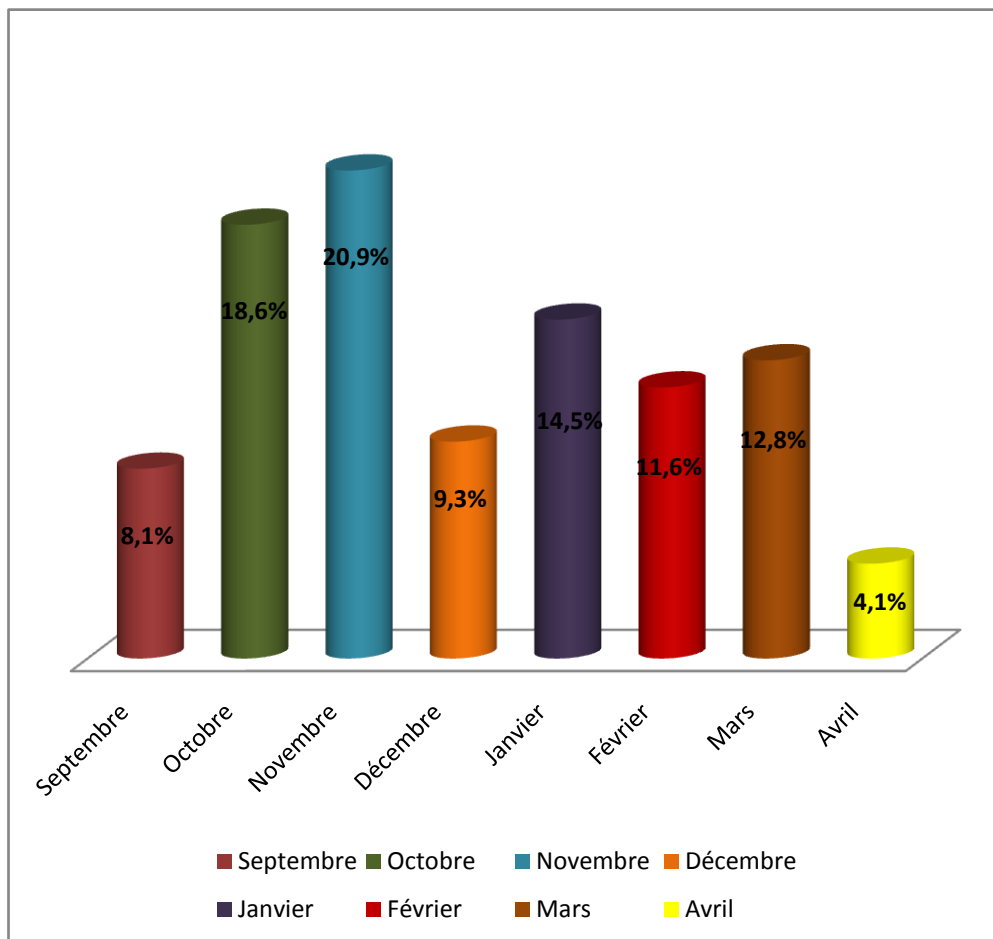


Figure 104: Répartition temporelle des prélèvements.

C'est au mois de novembre où on a reçu le maximum de prélèvements (20.9%) suivi par le mois d'octobre (18.6%).

3.1.4. Type de consultation

La figure suivante illustre la répartition des enfants étudiés selon le type de consultation.

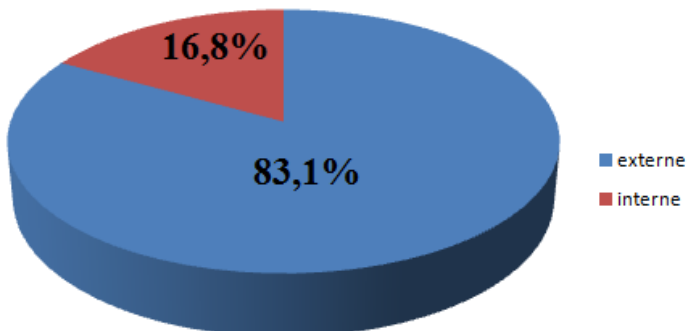


Figure 105 : La répartition des enfants selon le type de consultation.

Les enfants externes représentent la majorité des cas avec un pourcentage de 83.1%.

3.1.5. Les services demandeurs

La figure suivante montre la répartition des prélèvements des enfants hospitalisés selon les services demandeurs.

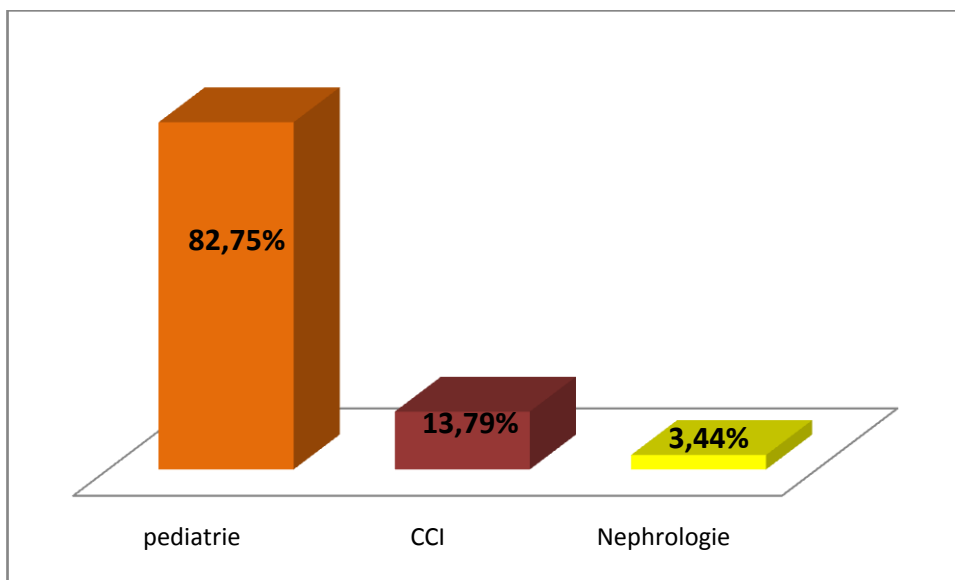


Figure 106: La répartition des prélèvements selon les services.

On note une prédominance de cas provenant du service de pédiatrie avec un pourcentage de 82.75 %.

3.1.6. L'origine géographique

La figure suivante représente la répartition de la population selon les différentes daïra de la wilaya de Tlemcen.

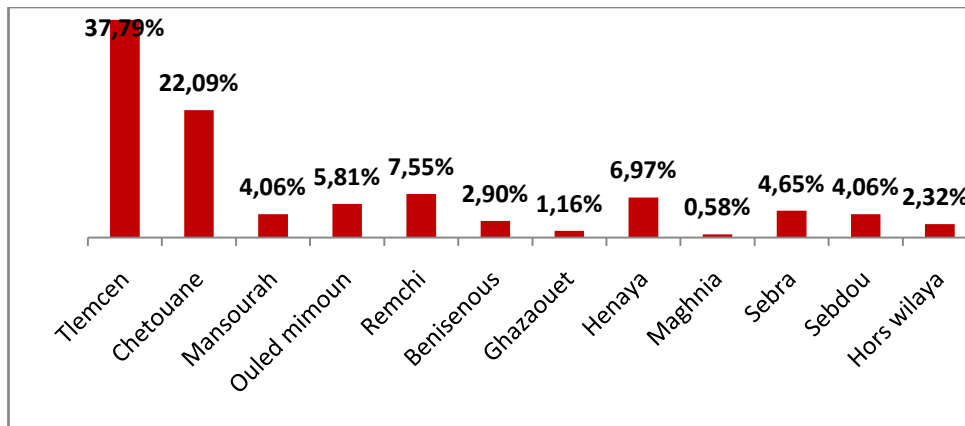


Figure 107 : la répartition des enfants selon l'origine géographique.

On remarque que la plus part des enfants étaient originaires du centre de la wilaya de Tlemcen.

3.1.7. La symptomatologie clinique

Les principaux signes cliniques notés dans les bulletins d'analyse sont illustrés dans la figure suivante :

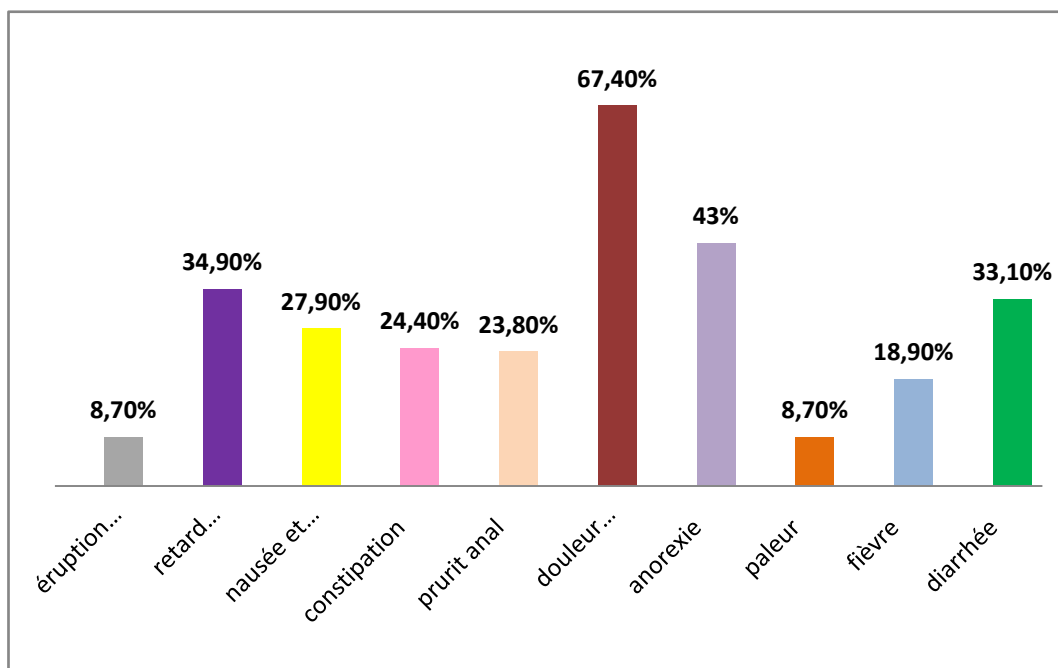


Figure 108: La répartition des enfants selon la symptomatologie.

Selon cet histogramme, on note que les douleurs abdominales, l’anorexie et le retard staturo-pondéral sont les symptômes les plus retrouvés chez notre population, avec les pourcentages respectifs 67.4%, 43% et 34.9%.

3.1.8. Les maladies associées

Le graphe suivant montre la répartition de notre population selon l’existence ou non d’une maladie associée.

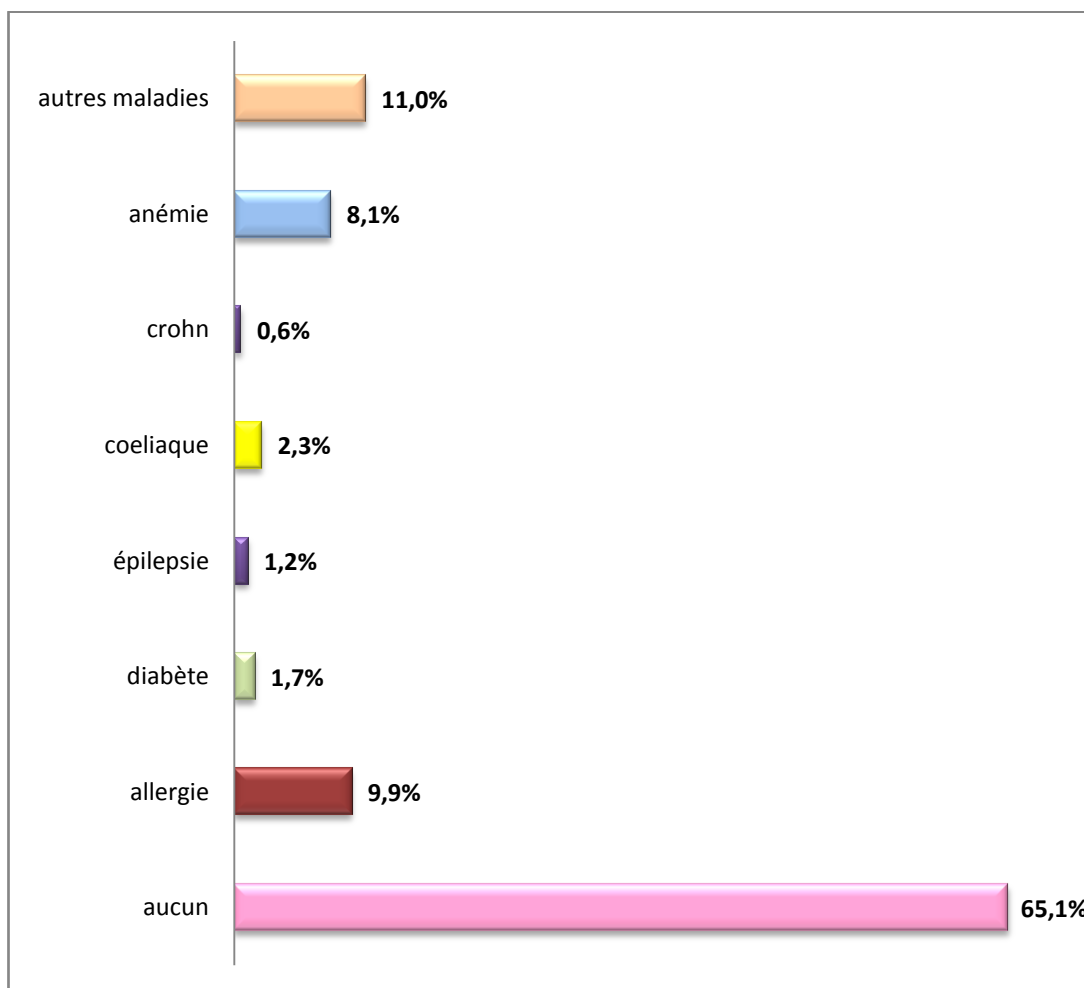


Figure 109 : La répartition des enfants selon la maladie associée.

On remarque que sur les 172 cas inclus, 65,1% ne présente aucune pathologie associée.

3.2.9. La prévalence globale des parasitoses intestinales

La positivité de l'EPS et le scotch test est représentée par l'histogramme suivant :

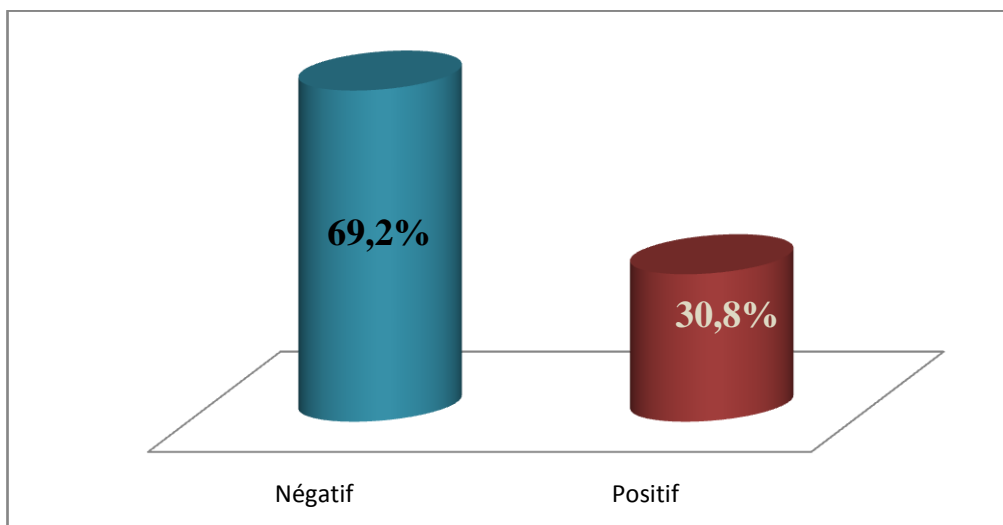


Figure 110: La prévalence globale des parasitoses intestinales chez la population étudiée.

L'examen parasitologique est revenu positif chez 30.8% de nos patients.

3.1.10. Prévalence des parasitoses intestinales selon l'EPS

La figure suivante montre la prévalence des parasitoses intestinales selon l'EPS.

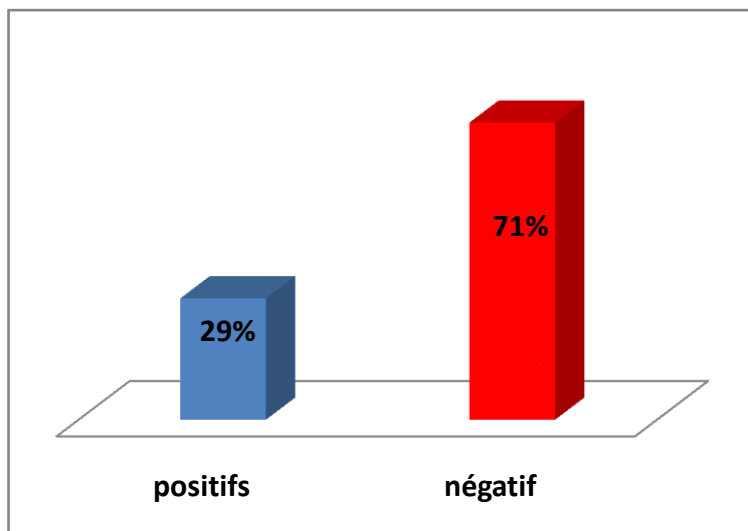


Figure 111 : La prévalence des parasitoses intestinales selon l'EPS.

L'EPS à permis de diagnostiquer le parasitisme intestinal chez 29% des patients.

3.1.10.1. Les résultats de l'examen direct

L'histogramme suivant illustre le taux de positivité de l'EPS selon l'examen direct.

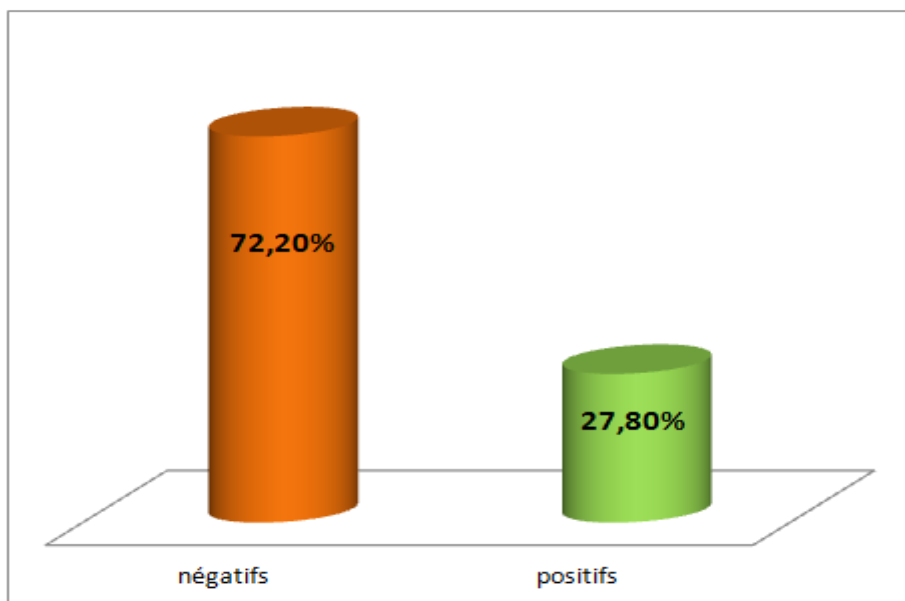


Figure112 : Résultats de l'examen direct

L'examen direct a permis de révéler la positivité du parasitisme intestinal 27.8% des enfants.

3.1.10.2. Les résultats de l'examen de Ritchie

La figure ci-dessous montre la positivité des résultats selon la technique de Ritchie.

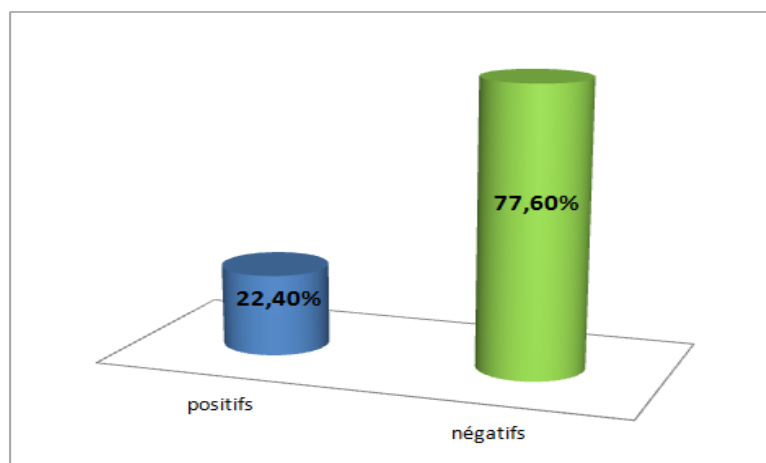


Figure 113 : Résultats de la technique de Ritchie.

On note que la technique de Ritchie nous a objectivé une positivité dans 22,4% des patients.

3.1.10.3. Confrontation de l'examen direct à la technique de Ritchie

Le tableau ci-dessous montre la comparaison entre l'examen direct et la technique de Ritchie.

Tableau XIII: Résultats avec et sans enrichissement.

| Résultats sans enrichissement | Résultats avec enrichissement | Nombre de cas |
|-------------------------------|--------------------------------|---------------|
| Négatif | Négatif | 119 |
| Positif | Positif (même parasite trouvé) | 31 |
| <i>Blastocystis hominis</i> | Négatif | 15 |
| <i>Entamœba hartmanni</i> | Négatif | 1 |
| Négatif | <i>Endolimax nanus</i> | 2 |
| Négatif | <i>Entamœba histolytica</i> | 1 |

On note que la technique de Ritchie a corrigé la négativité de l'examen direct dans 3 cas, tandis que le *Blastocystis hominis* a été révélé majoritairement par l'examen direct (15 cas).

3.1.10.4. Le nombre de prélèvements

Le graphe ci-dessous représente la répartition des patients infestés selon le nombre de prélèvements effectués pour chaque patient.

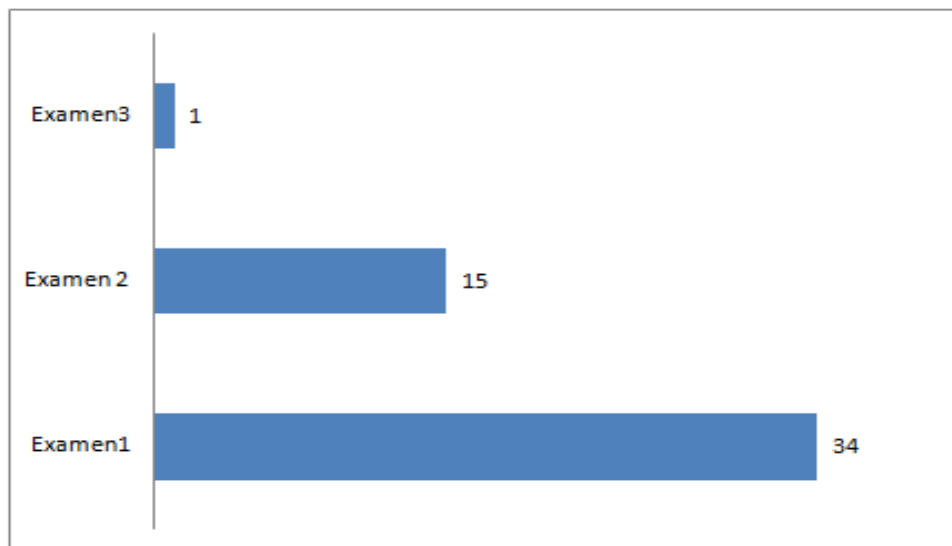


Figure 114 : Répartition des enfants infestés selon le nombre de prélèvements effectués.

On note que 34 patients avaient des résultats positifs dès le premier examen, tandis qu'un seul cas n'était diagnostiqué qu'après le troisième examen.

3.1.11. Prévalence globale des parasitoses intestinales selon le scotch test

La figure suivante représente les résultats de scotch test.

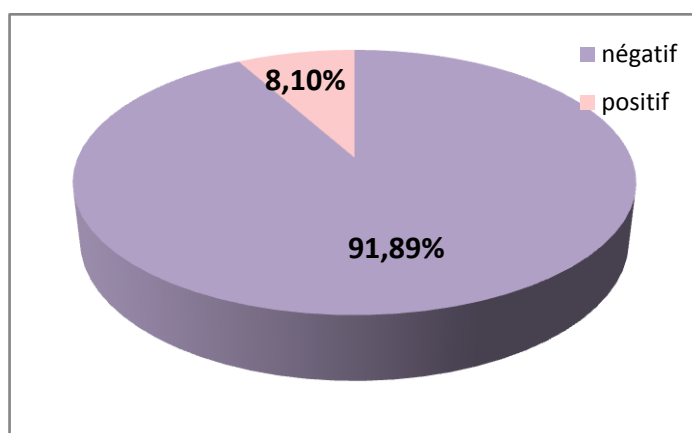


Figure 115 : Prévalence d'oxyurose chez les enfants selon les résultats du scotch test.

La prévalence d'oxyurose ne représente que 8.1% parmi les 37 enfants examinés.

3.2. Diagnostic parasitologique

Dans notre étude on a eu 53 enfants présentant une parasitose intestinale et cet effectif sera réparti selon les critères suivant :

3.2.1. Le sexe

La répartition des cas positifs selon le sexe est représenté dans le tableau suivant :

Tableau XIV: Répartition des cas positifs selon le sexe.

| Sexe | Effectifs | Pourcentage (%) | Sex-ratio |
|---------|-----------|-----------------|-----------|
| Filles | 23 | 43,4 | 1,30 |
| Garçons | 30 | 56,6 | |
| Total | 53 | 100 | |

Parmi les enfants parasités, 30 étaient des garçons (56.6%) et le sexe ratio est de 1.30.

3.2.2. L'âge

La répartition des enfants infestés selon l'âge est illustrée dans l'histogramme suivant :

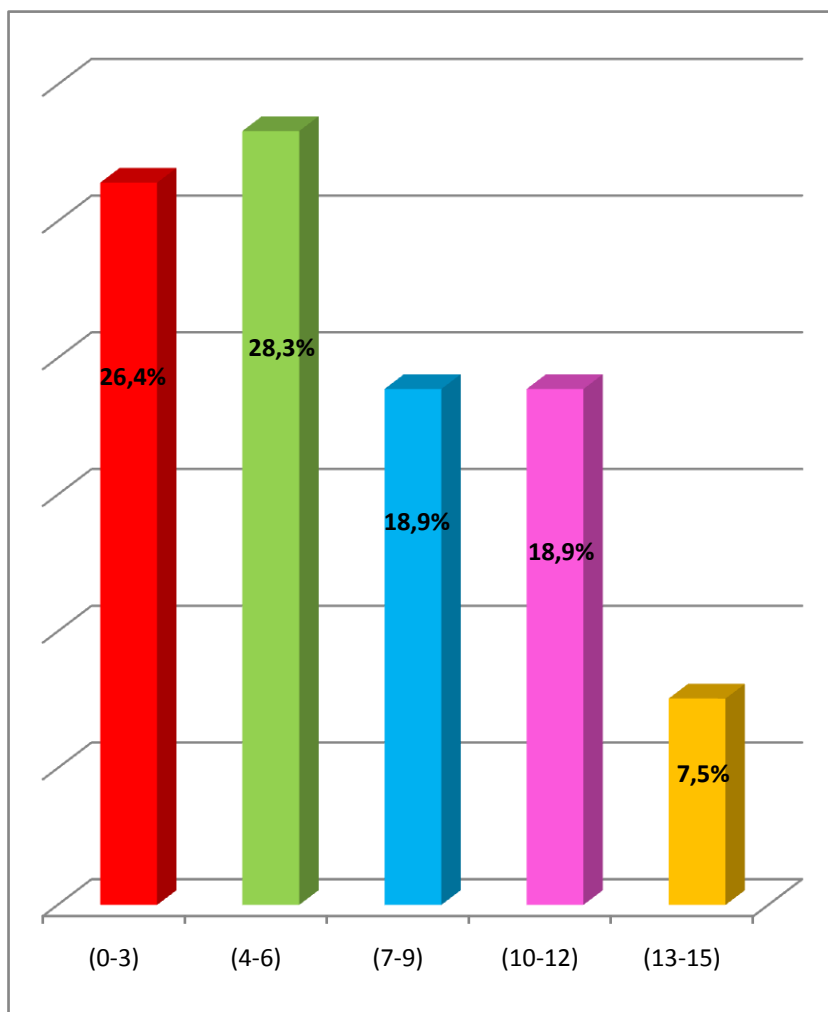


Figure 116: Répartition des enfants infestés par tranches d'âge.

On remarque que l'infestation diminue inversement à l'âge en passe de 54.7 % chez les patients âgés de 0 à 6 ans à 7.5% chez les enfants de 13 à 15 ans.

3.2.3. L'origine géographique

La figure suivante représente la répartition des enfants infestés selon leur origine géographique.

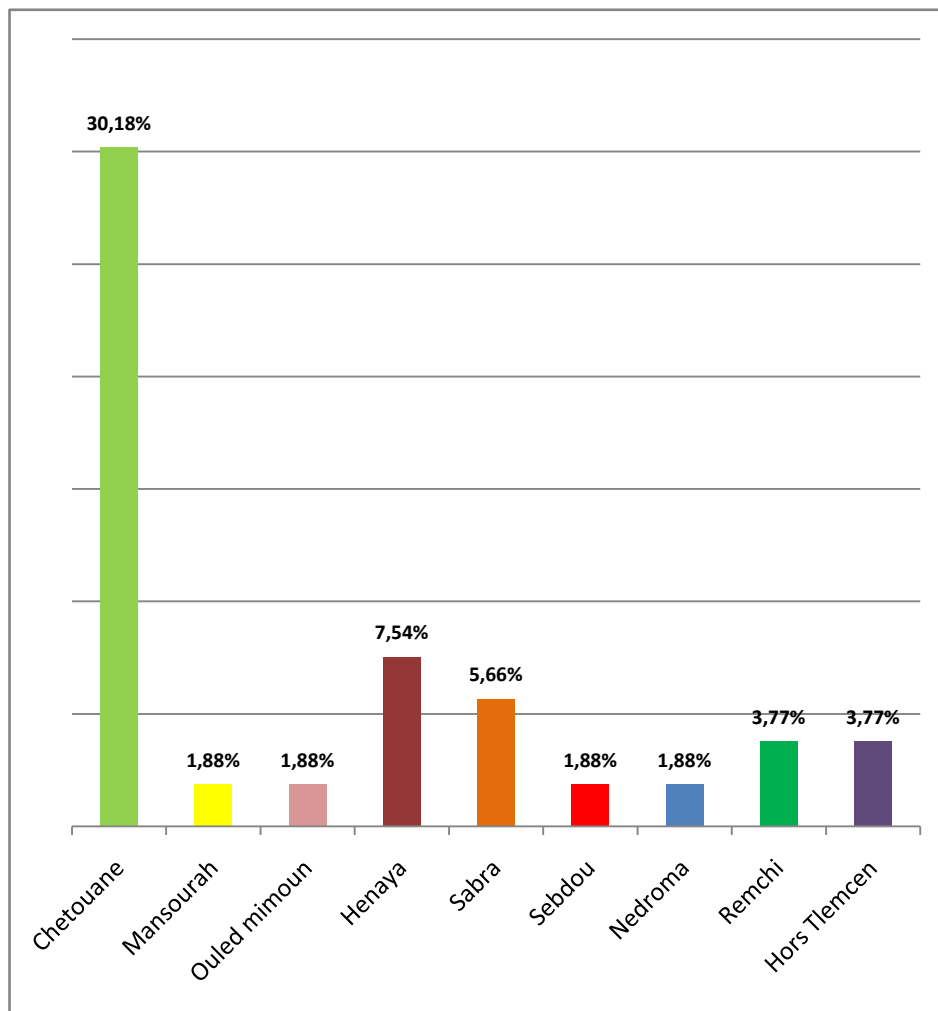


Figure 117: La répartition des enfants infestés selon l'origine géographique.

Dans notre série Chetouane représente la région la plus touchée par les parasitoses intestinales avec un pourcentage de 30.18%.

3.2.4. La symptomatologie clinique

L'histogramme suivant montre la répartition des cas infestés selon les différents signes cliniques.

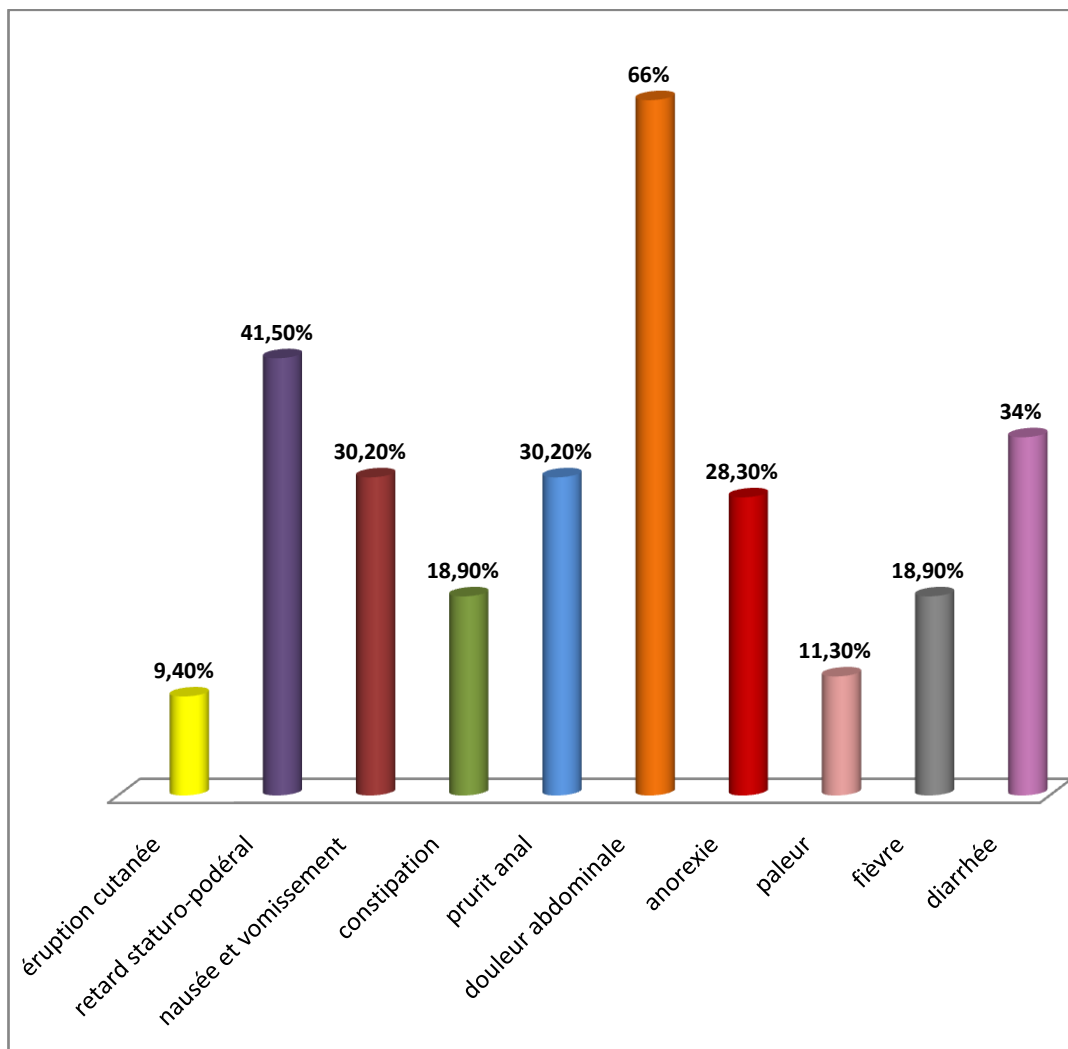


Figure 118 : La répartition de la population infestée selon les signes cliniques.

Dans notre étude on remarque que le symptôme le plus répondus au cours des parasitoses intestinales était la douleur abdominale (66%) suivi par le retard staturo-pondéral (41.5%).

3.2.5. La liaison entre le résultat du diagnostic parasitologique et les signes cliniques présenté par les enfants

3.2.5.1. La liaison entre le résultat du diagnostic parasitologique et nausée et vomissement

Le graphe ci-dessous montre la répartition des enfants selon les résultats du diagnostic parasitologique et la présence ou non des nausées et vomissements.

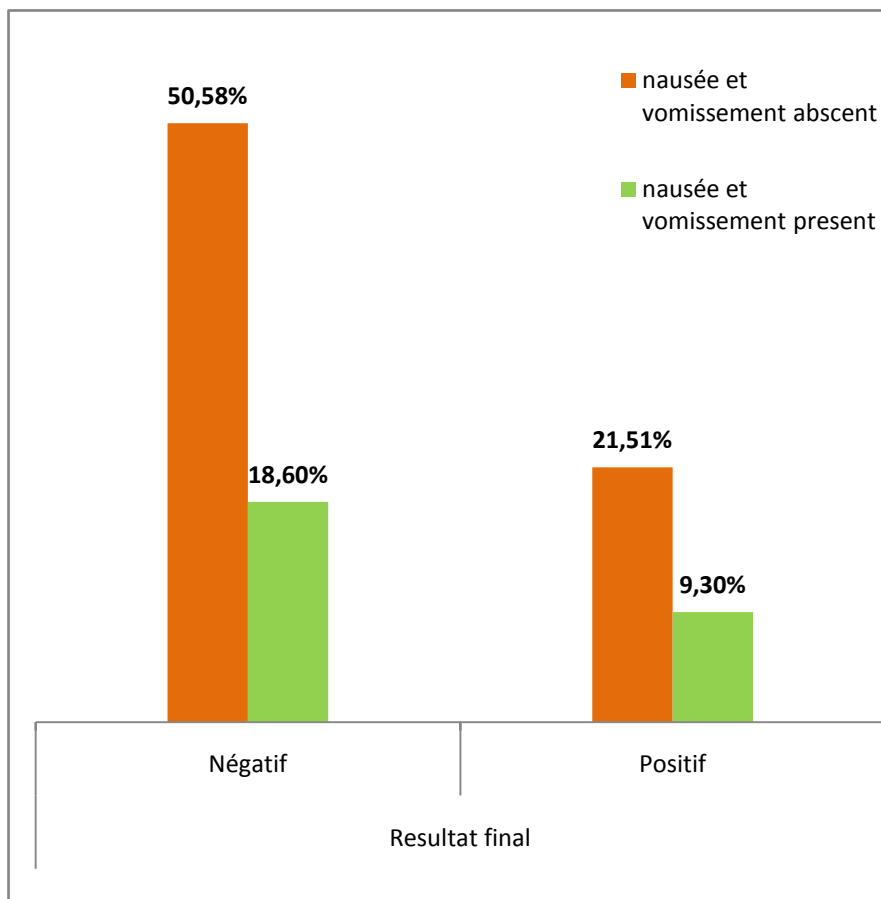


Figure 119 : La répartition des enfants selon les résultats du diagnostic parasitologique et la présence ou non des nausées et vomissements.

P=0.656 (> 0.05)

D’après le test khi-deux on conclue qu’il n’ y a pas une relation significative entre le parasitisme intestinal et la présence des nausées et des vomissements.

3.2.5.2. La liaison entre le résultat du diagnostic parasitologique et les troubles du transit

La figure suivante représente la répartition des patients selon les résultats du diagnostic parasitologique et les troubles de transit.

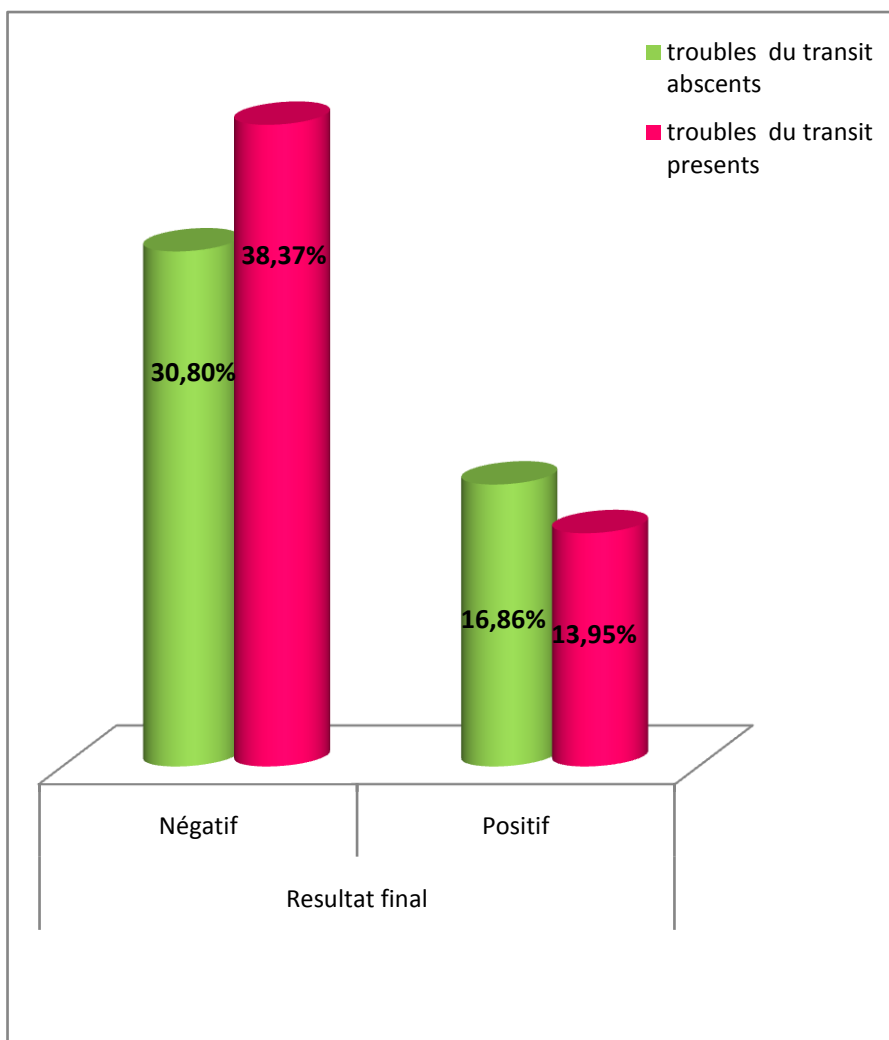


Figure 120 : La répartition des enfants selon les résultats du diagnostic parasitologique et la présence ou non des troubles du transit.

$P=0.217 (> 0.05)$

D'après le test de khi –deux on remarque qu'il n'y a pas une relation significative entre le parasitisme intestinal et les troubles de transit.

3.2.5.3. La liaison entre le résultat du diagnostic parasitologique et le prurit anal

La figure suivante représente la répartition des patients présentant ou non un prurit anal en fonction des résultats du diagnostic parasitologique.

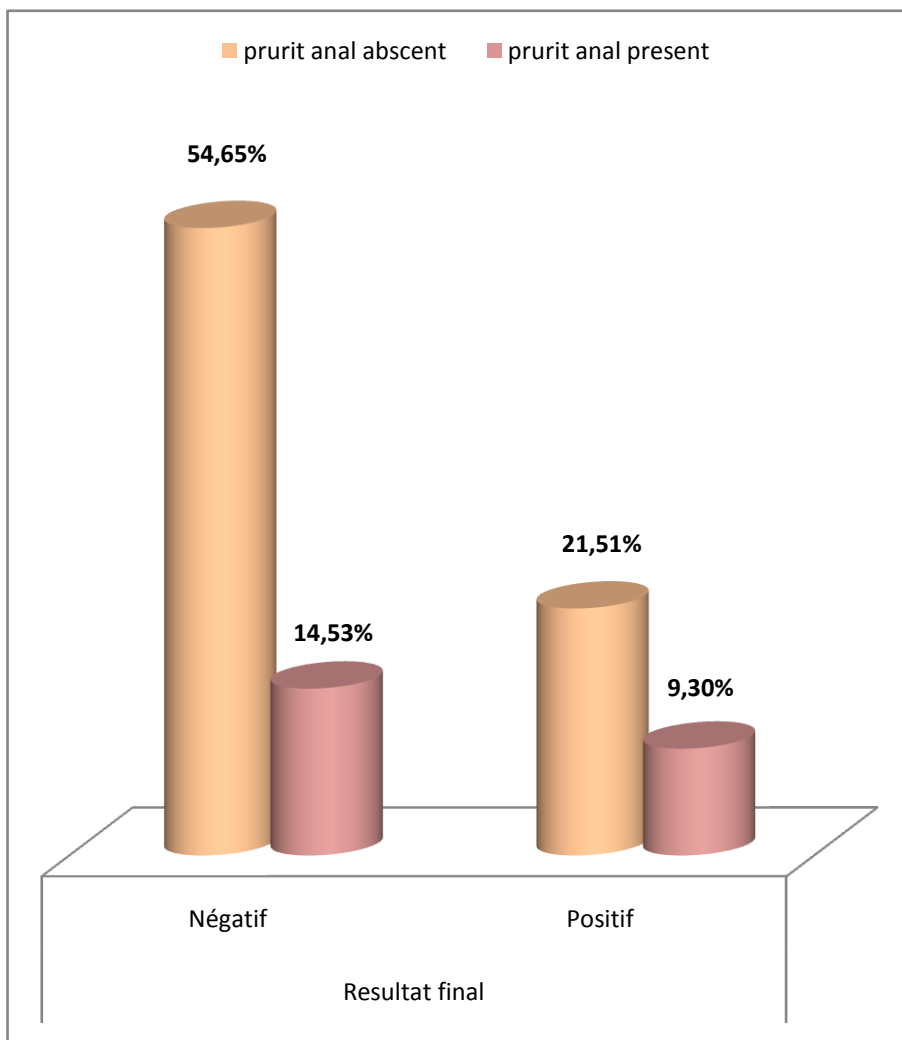


Figure 121 : La répartition des enfants selon les résultats du diagnostic parasitologique et la présence ou non de prurit anal.

$P=0.192(> 0.05)$

Le test de Khi-deux ne montre pas une relation significative entre le parasitisme intestinal et la présence diarrhées chez notre population.

3.2.5.4. La liaison entre le résultat du diagnostic parasitologique et la douleur abdominale

Le graphe suivant illustre la relation entre les parasitoses intestinales et la douleur abdominale.

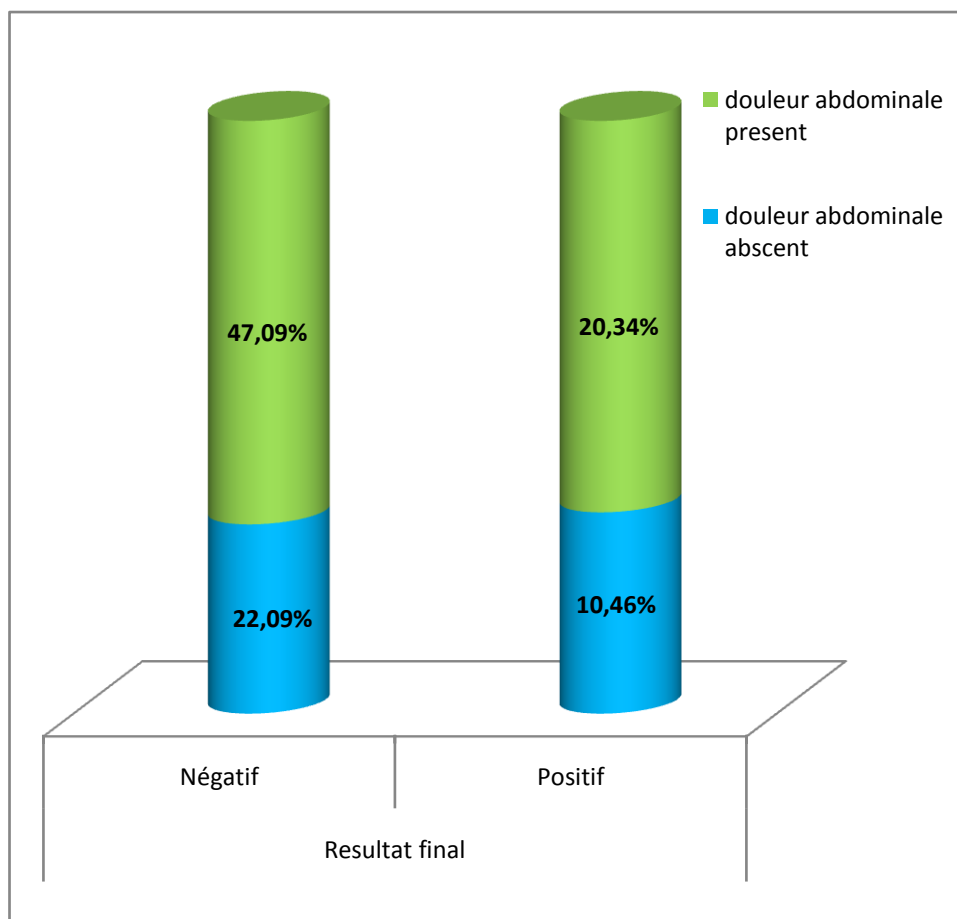


Figure 122 : La répartition des enfants selon les résultats du diagnostic parasitologique et la présence ou non des douleurs abdominaux.

$P=0.793(> 0.05)$

Le test khi-deux n’a prouvé aucune relation entre les résultats du diagnostic parasitologique et la douleur abdominale.

3.2.5.5. La liaison entre le résultat du diagnostic parasitologique et l'anorexie

La relation entre l'anorexie et les résultats du diagnostic parasitologique est représenté dans la figure suivante.

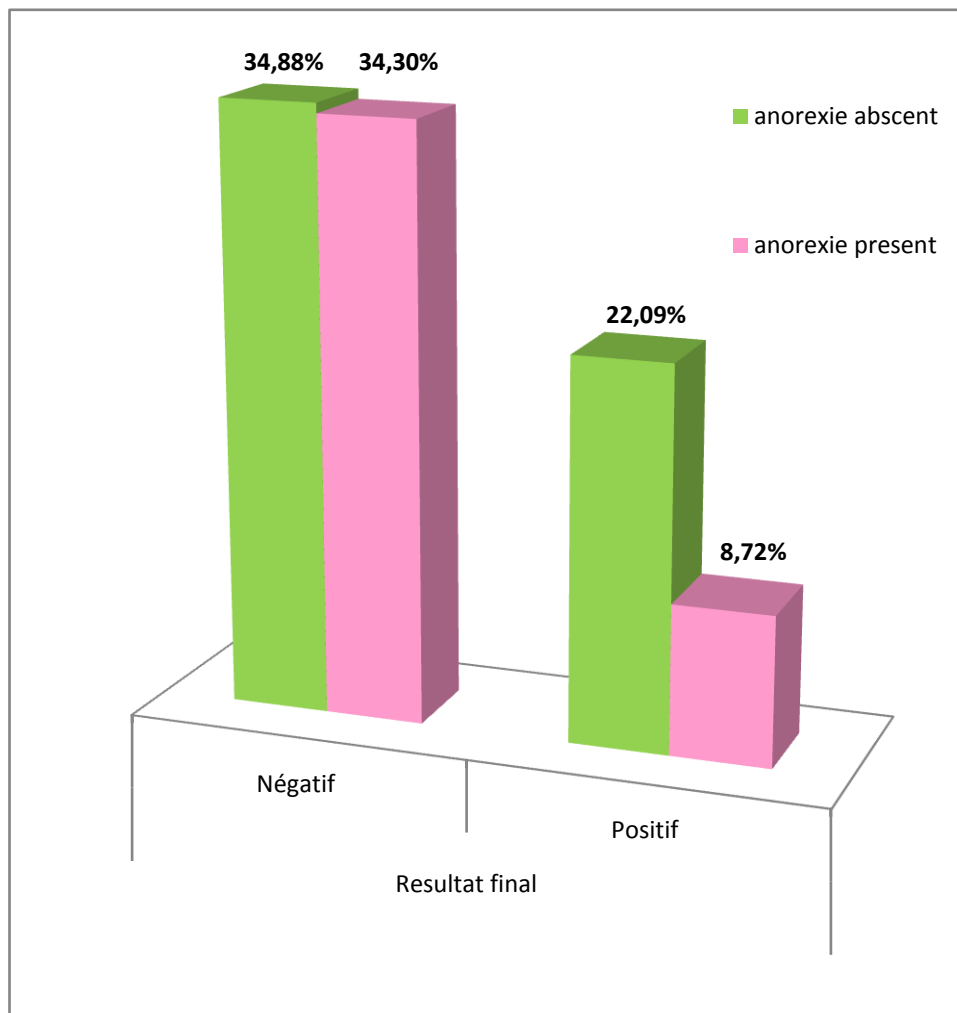


Figure 123 : La répartition des enfants selon les résultats du diagnostic parasitologique et la présence ou non d'anorexie.

$$P=0.009\% < 0,05$$

Le test khi-deux a pu révéler une liaison significative entre le parasitisme intestinal et l'anorexie.

3.2.5.6. La liaison entre le résultat du diagnostic parasitologique et l'éruption cutanée

La figure suivante montre la relation entre l'éruption cutanée et les résultats du diagnostic parasitologique.

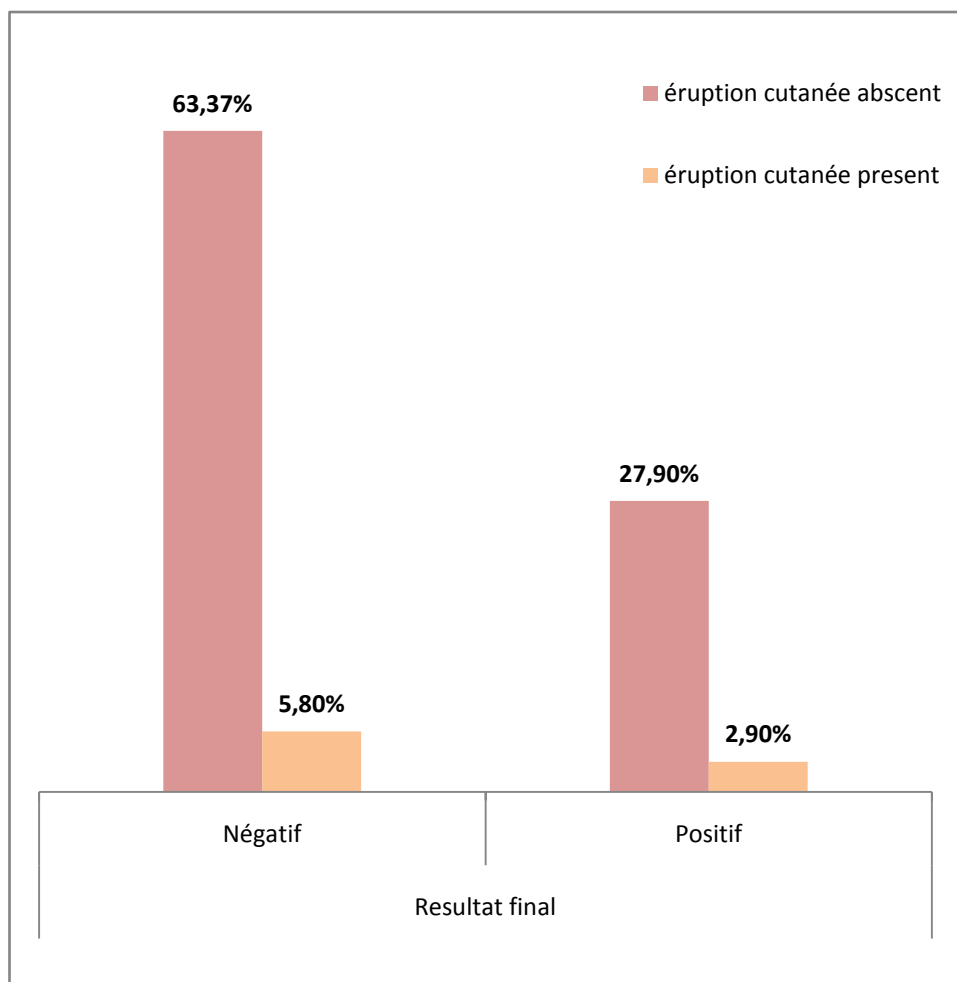


Figure 124 : La répartition des enfants selon les résultats du diagnostic parasitologique et la présence ou non des éruptions cutanées.

$$P=0.825(> 0.05)$$

A partir du test de khi-deux, on peut conclure qu'il n'y a pas une relation significative entre les parasitoses intestinales et l'éruption cutanée.

3.2.5.7. La liaison entre les résultats du diagnostic parasitologique et la pâleur

Le graphe suivant montre la répartition des enfants selon les résultats du diagnostic parasitologique et la présence ou non de pâleur.

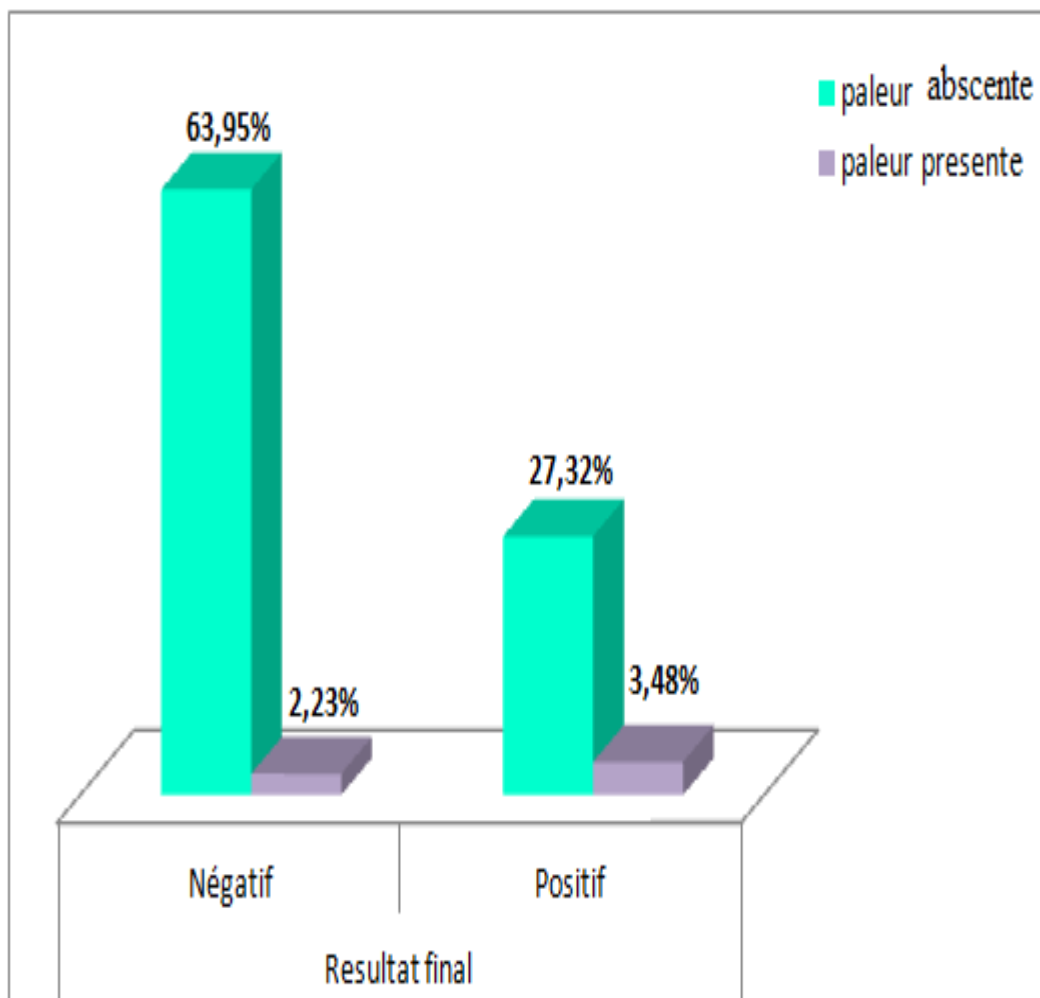


Figure 125 : La répartition des enfants selon les résultats du diagnostic parasitologique et la présence ou non de pâleur.

$P=0.42 (> 0.05)$

Le test khi-deux prouve qu'il n'y a pas une relation significative entre le parasitisme intestinal et la pâleur.

3.2.5.8. La liaison entre le résultat du diagnostic parasitologique et le retard staturo-pondéral

La figure suivante montre la relation entre le résultat du diagnostic parasitologique et la présence ou non du retard staturo-pondéral.

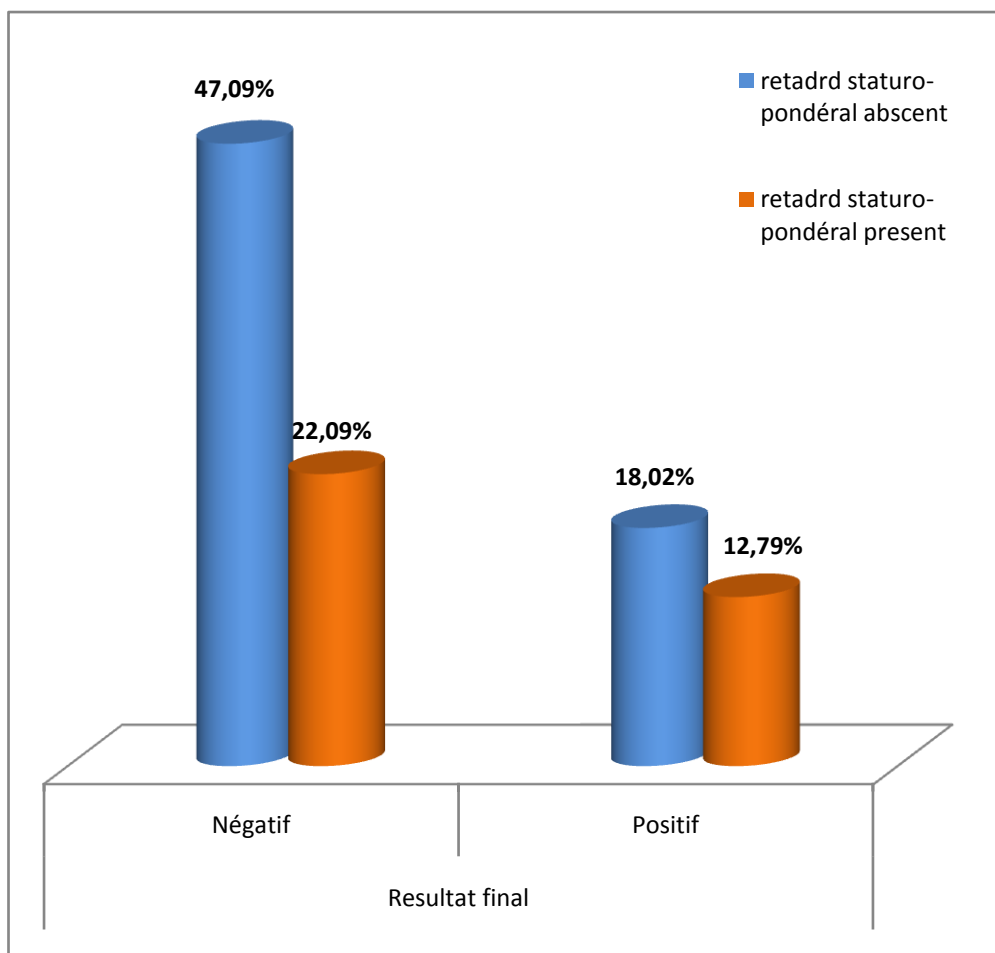


Figure 126 : La répartition des enfants selon les résultats du diagnostic parasitologique et la présence ou non du retard staturo-pondéral.

$P=0.224 (> 0.05)$

D'après le test khi-deux, on peut dire qu'il n'y a pas une relation significative entre le parasitisme intestinal et le retard staturo-pondéral.

3.2.5.9. La liaison entre le résultat du diagnostic parasitologique et la fièvre :

La figure suivante représente la liaison entre le résultat du diagnostic parasitologique et la fièvre.

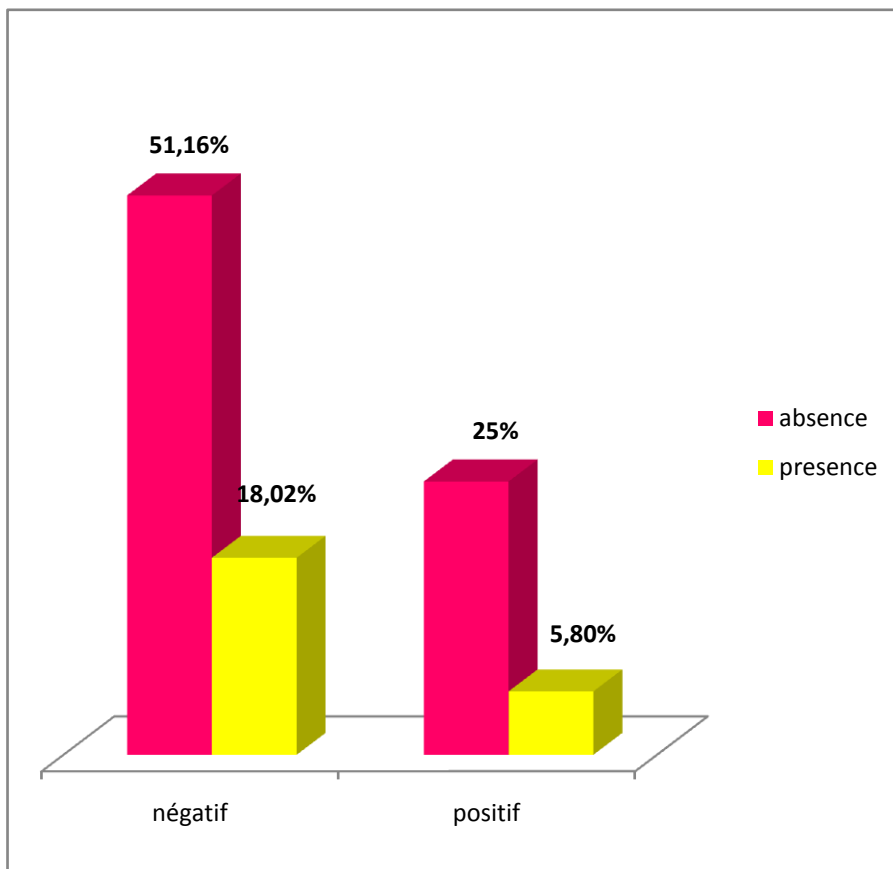


Figure 127 : La répartition des enfants selon les résultats du diagnostic parasitologique et la présence ou non de la fièvre.

$P=0.30 (> 0.05)$

Le test khi deux établie qu'il n'y a pas une relation significative entre la fièvre et le parasitisme intestinale.

3.2.6. Le type de consultation

Le tableau ci-dessous montre la répartition des enfants infestés selon le type de consultation.

Tableau XV: Répartition des enfants infestés selon le type de consultation.

| Type de consultation | Effectif | Pourcentage (%) |
|----------------------|----------|-----------------|
| Externe | 47 | 88,7 |
| Interne | 6 | 11,3 |
| Total | 53 | 100 |

88.7% des enfants parasités étaient des externes.

3.2.7. Répartition mensuelle du diagnostic parasitologique

Durant la période d'étude, l'exploitation de nos données (mois par mois) montre les résultats suivants :

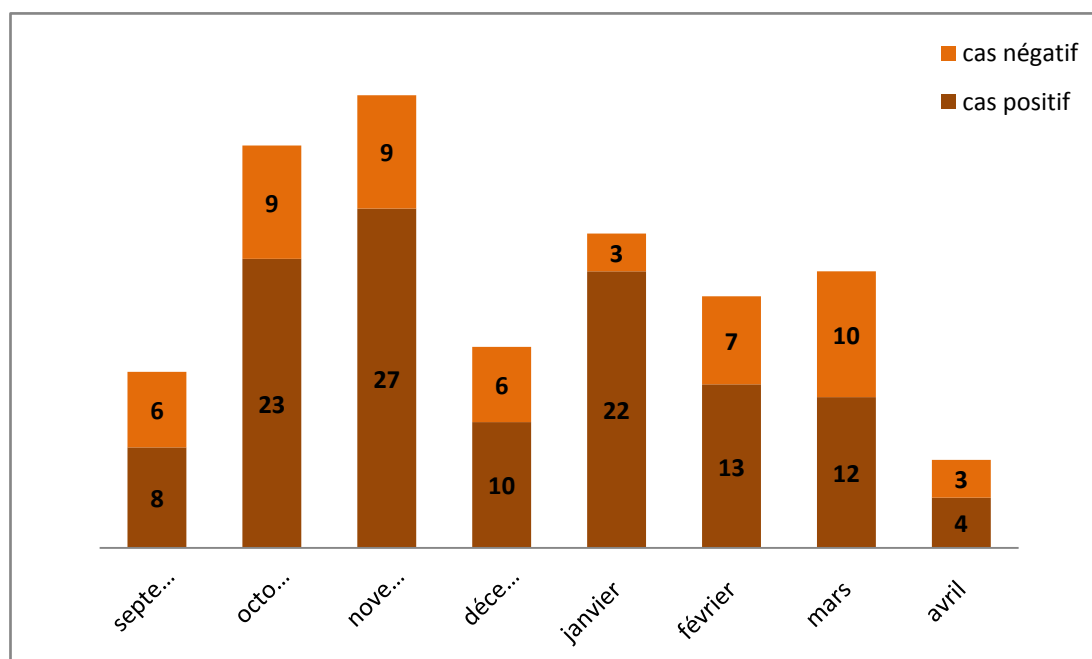


Figure 128 : Répartition des enfants selon le mois de prélèvement.

Le nombre de cas le plus élevé est observé le mois de novembre avec 27 patients, tandis qu'au mois d'avril on a noté le nombre le plus faible (4 enfants).

3.2.8. Niveau socioéconomique

Le niveau socio-économique a été déterminé en tenant compte de la profession des parents. C'est ainsi que trois niveaux de vie ont été distingués : faible, moyen et élevé.

La figure suivante illustre la variation de l'indice d'infestation selon la situation socioéconomique.

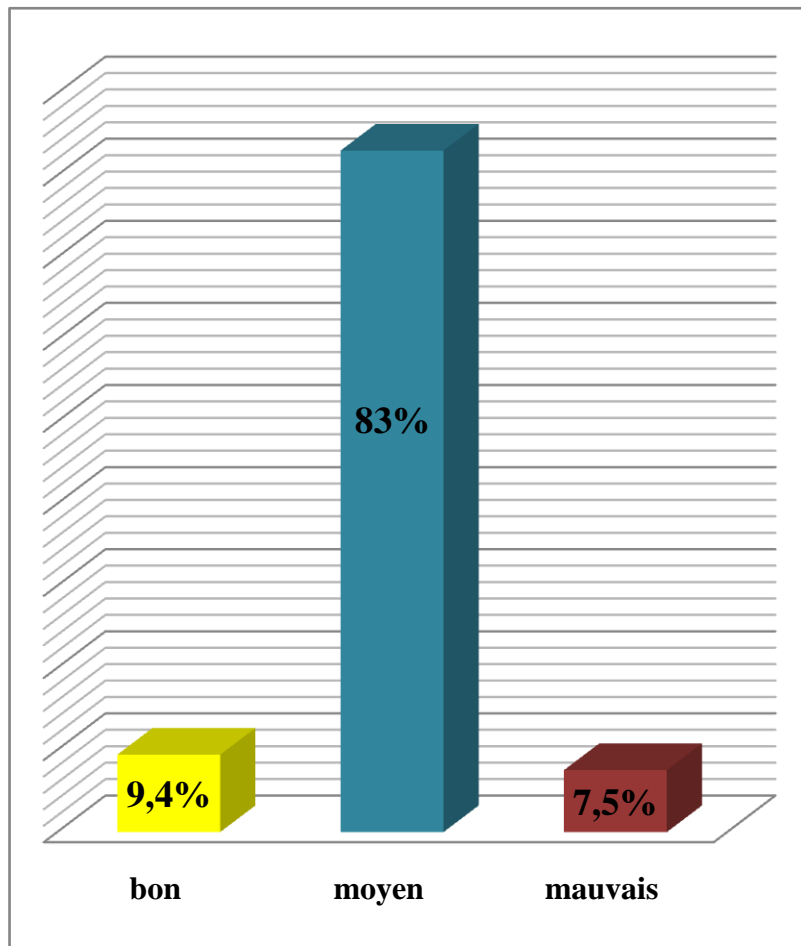


Figure 129 : Répartition des enfants infestés selon le niveau socioéconomique.

On constate que sur les 53 enfants infestés, 83% appartient au niveau socioéconomique moyen

3.2.2.8. Statut immunitaire

La répartition des enfants jugés infesté en fonction de leur statut immunitaire est représentée dans la figure suivante :

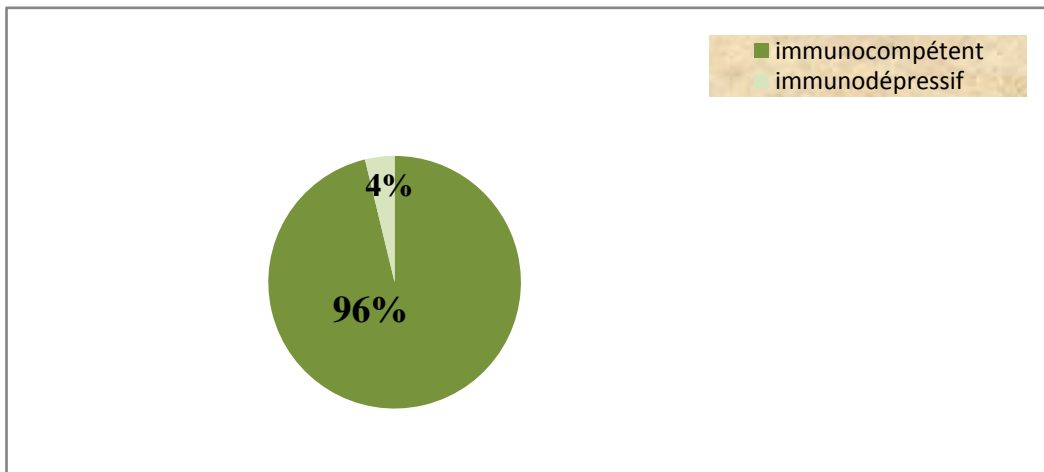


Figure 130 : Répartition des cas positifs selon le statut immunitaire.

A partir de cette figure, on peut conclure que notre population infestée est constitué principalement des enfants immunocompétents (96%).

3.2.10. La source d'eau

La répartition des enfants infestés selon la source d'eau potable est représentée par la figure suivante :

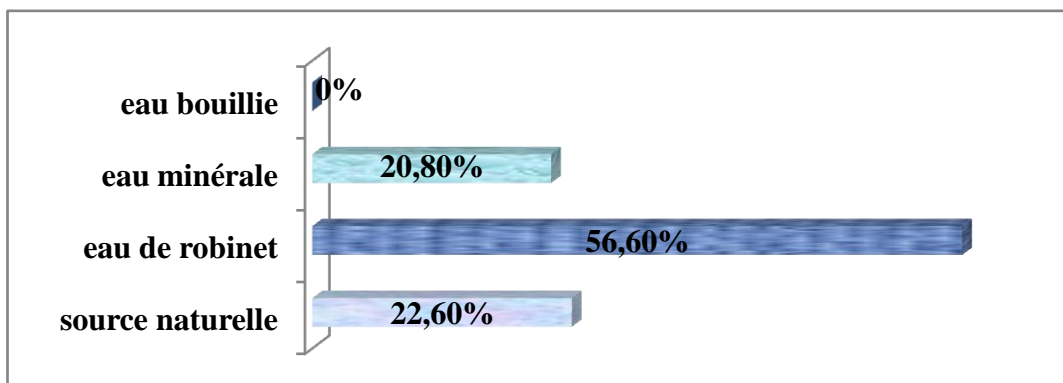


Figure 131 : Répartition des cas positifs la source d'eau.

La plus part des enfants infestés (56.6%) consomme l'eau de robinet.

3.2.11. L'embranchement parasites

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

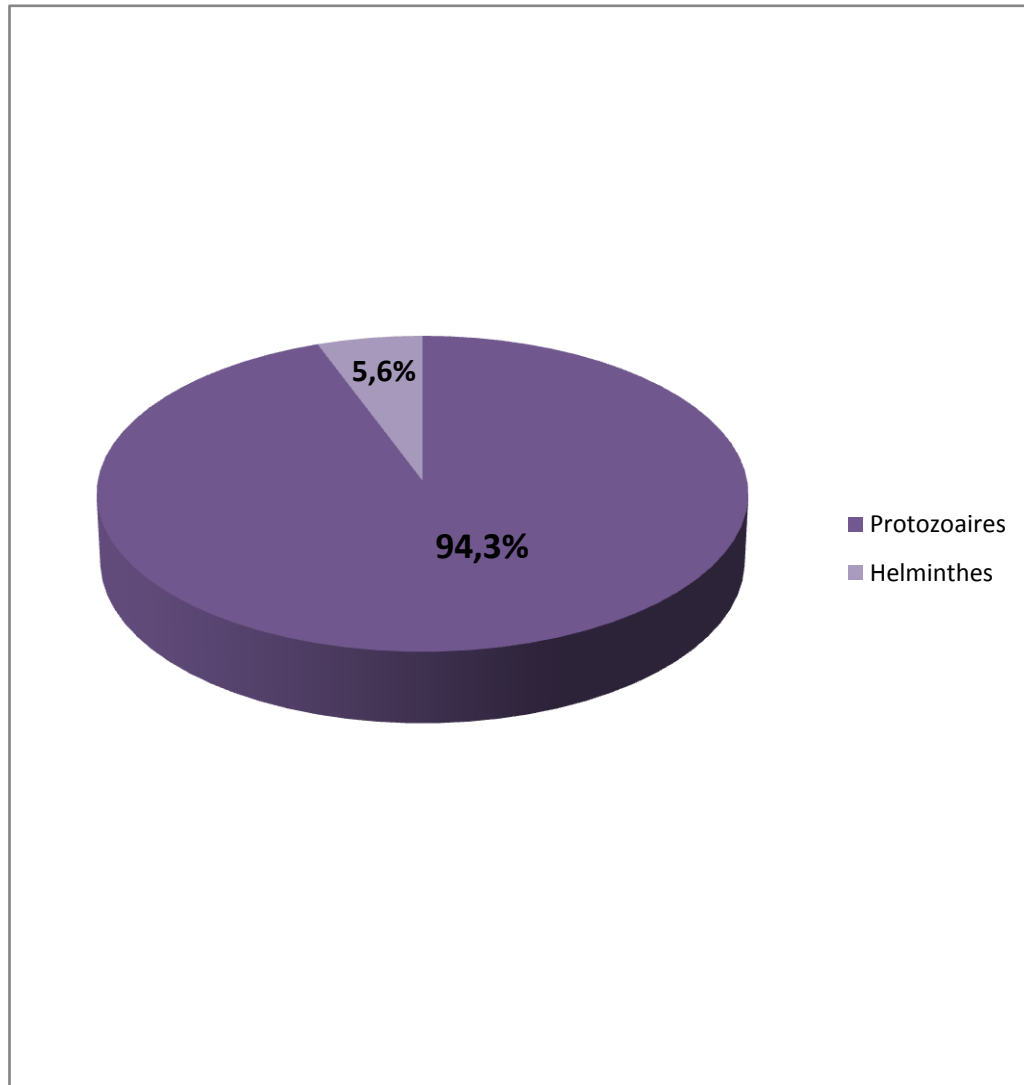


Figure 132: Répartition des parasites selon l'embranchement.

Dans notre étude les protozoaires sont les plus isolés avec 94.3%.

3.2.12. L'espèce parasitaire isolée

Le diagnostic parasitaire a permis d'isoler 8 espèces parasitaires différentes, représenté dans le graphe suivant :

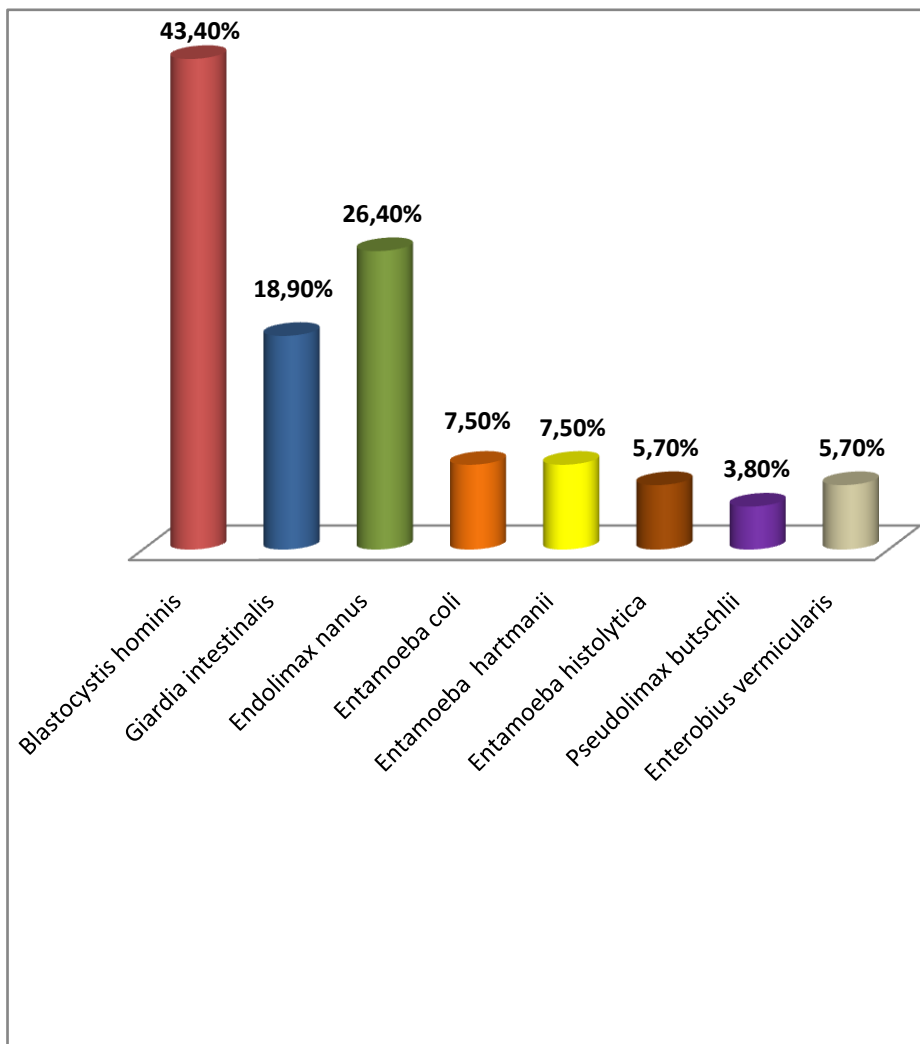


Figure 133 : Les parasites intestinaux isolés par le diagnostic parasitologique.

Dans notre travail on remarque que le *Blastocystis hominis* est le parasite le plus répandu avec un pourcentage de 43.4%, suivi par *Endolimax nanus* avec un taux de 26.40%.

3.2.12.1. Répartition des espèces isolées par l'examen direct à l'état frais :

La figure suivante illustre les parasites retrouvés par l'examen direct.

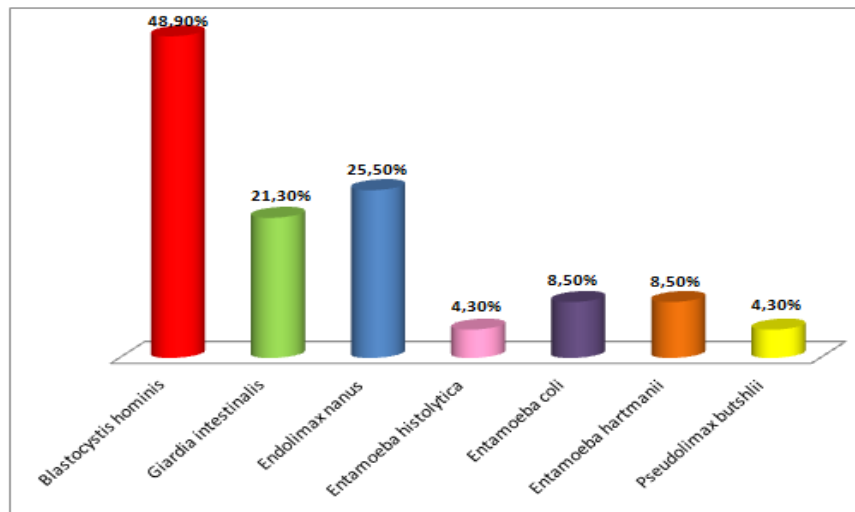


Figure 134 : Répartition des espèces parasitaires isolées par l'examen direct à l'état frais.

Le *Blastocystis hominis* est l'espèce la plus révélée par l'examen direct à l'état frais (48,9%).

3.2.12.2. Répartition des espèces isolées par la technique de Ritchie

Le graphe ci-dessous montre les différents parasites révélés par la technique de Ritchie

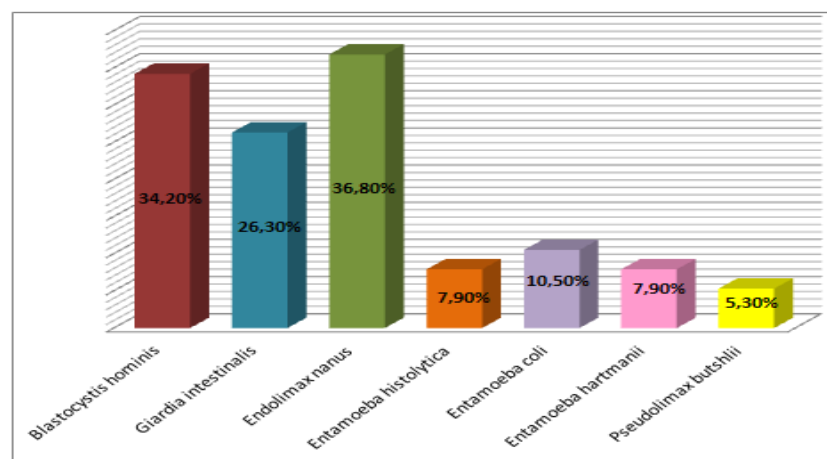


Figure 135 : Répartition des espèces parasitaires isolées par la technique de Ritchie.

Les espèces les plus révélés par la technique de Ritchie sont : *Endolimax nanus* (36.8%) et *Blastocystis hominis* (34.2%).

3.2.13. La pathogénie des parasites hébergés

Le diagnostic parasitologique nous a permis de distinguer trois types de parasitisme intestinale ; le parasitisme à parasites pathogènes (*Giardia intestinalis*, *Entamoeba histolytica* et *Enterobius vermicularis*), à parasites controversés (*Blastocystis hominis*) et à parasites non pathogènes. Les résultats sont représentés dans la figure suivante :

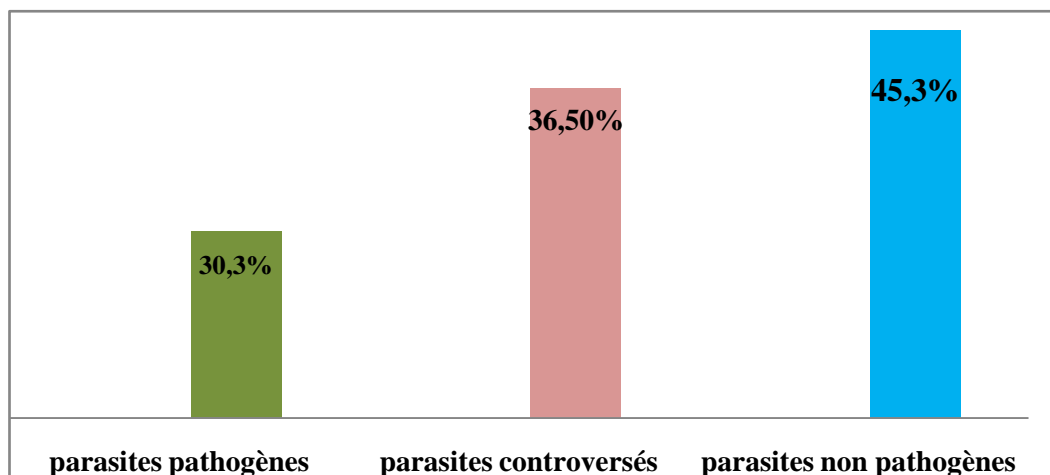


Figure 136: La répartition des parasites isolés selon la pathogénie.

On remarque que 30.3% des infestations parasitaires chez les enfants sont dues au parasites pathogènes.

3.2.14. Les modalités du parasitisme

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

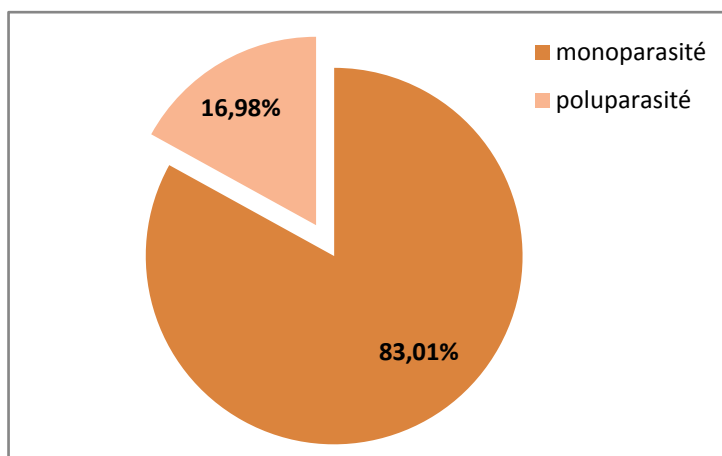


Figure 137 : Prévalence du mono et du polyparasitisme.

On note que 83.01% des enfants étaient monoparasités.

3.2.15. Le type d'association observé

Les différentes associations des espèces parasitaires retrouvée sont mentionnées dans le tableau suivant :

Tableau XVI : Type des associations observées.

| Association | Effectif | Pourcentage |
|--|----------|-------------|
| <i>Endolimax nanus+Blastocystis hominis</i> | 2 | 22,22% |
| <i>Entamoeba coli+ Endolimax nanus</i> | 1 | 11,11% |
| <i>Blastocystis hominis+Endolimax nanus+Pseudolimax butschlii</i> | 1 | 11,11% |
| <i>Blastocystis hominis+Giardia intestinalis+Entamoeba hartmanni</i> | 1 | 11,11% |
| <i>Giardia intestinalis+Blastocystis hominis</i> | 1 | 11,11% |
| <i>Endolimax nanus+Pseudolimax butschlii</i> | 1 | 11,11% |
| <i>Entamoeba coli+ Entamoeba histolytica</i> | 1 | 11,11% |
| <i>Entamoeba coli+Endolimax nanus+Blastocystis hominis</i> | 1 | 11,11% |
| Total | 09 | 100% |

On remarque que l'association « *Endolimax nanus+Blastocystis hominis* » était la plus retrouvée avec un pourcentage de 22.22%.

3.3. Diagnostic de la Giardiose en fonction de la présence ou non du retard staturo-pondéral

Le graphe ci-dessous illustre la répartition des enfants atteints d'une parasitose intestinale présentant ou non la giardiose avec ou sans un retard staturo-pondéral .

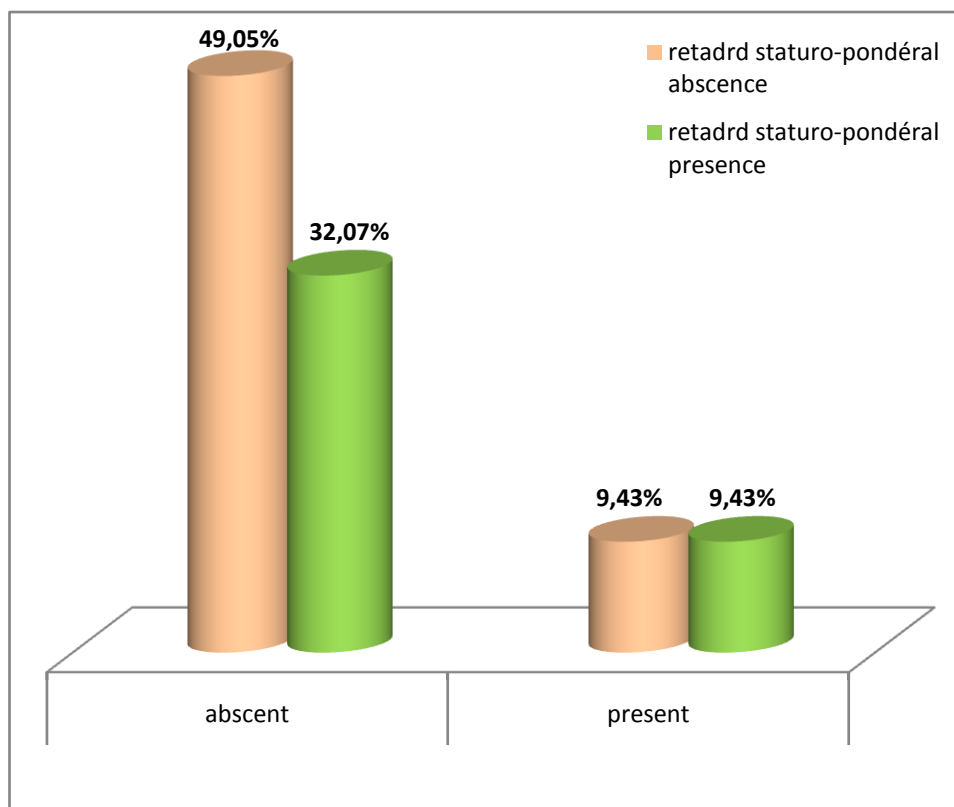


Figure 138 : Evaluation de la giardiose en fonction du retard staturo-pondéral.

On remarque que chez les enfants infestés par *Giardia intestinalis*, 9.43% présentent un retard staturo-pondéral.

$$P=0.301(> 0.05)$$

D'après le test de khi-deux on conclue qu'il n'y a pas une relation significative entre la giardiose et le retard staturo-pondéra

Cas clinique n°1:

Il s'agit d'un enfant âgé de 2 ans qui pèse 14kg, souffrant de douleurs abdominales intenses, s'est orienté à notre service pour effectuer 3 examens coproparasitologiques. Le premier EPS est revenu négatif alors que le deuxième a mis en évidence les kystes d'*Entamoeba histolytica*. Son médecin traitant lui a prescrit du FLAGYL en sirop à raison d'une cuillère à café trois fois par jour pendant une semaine.

Un mois après, il revient pour un contrôle et qui est revenu négatifs à trois reprises ce qui confirme le succès thérapeutique

Cas clinique n° 2:

Il s'agit de l'enfant S.I de 7 ans, pèse environ 22Kg, sans antécédent pathologiques notables depuis 2 ans, consulte pour douleurs abdominales il y a 15 jours environ, accompagnées de nausées, de vomissements et des diarrhées faites de 3 à 4 selles par jour.

L'enfant était adressé au laboratoire pour effectuer des EPS dont le premier a révélé la présence des kystes de *Giardia intestinalis*.

Il a été traité par HELMINTOX à raison d'un comprimé par jour pendant 3 jours à renouveler 15 jours après.

L'enfant revient après 20 jours pour le contrôle et l'EPS montre toujours la persistance de *Giardia intestinalis* dans les selles, chose qui a été attendu parce que HELMINTOX est un traitement antihelminthique sans effet sur *Giardia intestinalis*.

Cas clinique n° 3:

Il s'agit de l'enfant L.K âgé de 9 ans, sans antécédents particuliers, présentant des nausées, des vomissements, des douleurs abdominales, une anorexie et une pâleur. Son médecin a demandé trois EPS de trois jours d'intervalle.

Les parents ramènent le premier prélèvement qui a été positif pour *Entamoeba histolytica*, le pédiatre lui a prescrit du FLAGYL en sirop à raison d'une cuillère à café trois fois par jour pendant une semaine.

20 jours après, la fillette a été hospitalisée aux UMCP pour des diarrhées aiguës faites de 6 à 7 selles/jour et une déshydratation. L'EPS montre toujours la persistance des kystes d'*Entamoeba histolytica*.

On peut dire que la cure était insuffisante ou que le traitement était interrompu à cause de ces effets secondaires.



DISCUSSION

Les parasitoses intestinales représentent un problème de santé publique, en touchant l'enfant, elles l'exposent à une morbidité et une mortalité très élevées.

De ce fait notre travail est intéressé à la population infantile en évaluant la prévalence de ces maladies et en précisant les relations du parasitisme intestinal avec divers paramètres étudiés (l'âge, le sexe, les signes cliniques ...). Il s'agit d'une étude descriptive transversale.

La prévalence des parasitoses intestinales déterminée dans notre étude est de 30,8%, confirmé par l'EPS et le scotch test anal, ce taux est comparable à celui rapporté par Benouis à Oran, Ayadi en Tunisie, Ould Ahmed en Mauritanie et Kabongo en Kisanga (Tanzani), et qui sont respectivement 28,13%, 25,09%, 33,4% et 31,3% [6, 98, 99, 100].

Dans cette étude le taux de prévalence reste légèrement inférieur à celui estimé par Sgheir et Ouraiba à Tlemcen et qui était de 43,8% ; cela peut être expliqué par le nombre élevé de prélèvements (315 contre 278 prélèvements)[101].

D'autres études rapportent des taux de prévalence encore plus élevés que le notre, de l'ordre de 68,1% à Kenitra selon Belghyti, 57,1% à Tiflet (Maroc) selon Aokbi, 56,62% au Guediawaye (Sénégal) selon Ndir et 81,6% à Ouagadougou (Burkina Faso) selon Kientega, ceux-ci peuvent être justifiés par le caractère rural de ces régions et les facteurs socioéconomiques défavorables. [53, 102, 103, 104]

Sur le plan technique, la méthode de concentration de Ritchie a permis de récupérer 3 examens directs faussement négatifs. Notre étude confirme par cet exemple, la complémentarité des deux phases de l'analyse coprologique. Ce qui s'accorde avec les résultats des deux études réalisées à Tlemcen [101, 105].

Dans notre population la prévalence inversement à l'âge où les enfants de 0 à 6 ans étaient les plus parasités (54.7%) que ceux de 7 à 15 ans, la même constatation est faite par Belghyti à Kenitra (Maroc) et Ndiaya à Dakar (Sénégal), c'est due probablement à la négligence de l'enfant à cet âge du respect des mesures d'hygiène individuelles [53, 8].

Le tableau clinique est dominé par les douleurs abdominales (66%) mais aucune association statistiquement significative entre le parasitisme et cette symptomatologie est retrouvée, ce qui n'est pas le cas pour Sgheir et Ouraiba. Par contre l'association entre le parasitisme et l'anorexie est statistiquement significative ($p < 0.05$) [101].

Ce résultat montre que chez les sujets infestés la symptomatologie clinique n'est pas toujours en relation avec le parasitisme intestinal et diffère d'un enfant à un autre.

Le retard staturo-pondéral était présent chez 41,5% de la population d'étude, tandis qu'il ne représente que 9.43% chez les enfants atteints d'une giardiose.

Dans notre étude, le parasitisme intestinal était dominé par les protozoaires avec un pourcentage de 94.3%. Cette observation rejoint celles faites à Constantine par Bouhouche (72.41%), à Casablanca par Jemaoui (97.05%) et à Ouagadougou par Kientega (79.3%) [106, 107, 104].

Alors que cette prévalence est beaucoup plus supérieure à celles retrouvées à Tlemcen par Sgheir et Ouraiba (28.6%) et au Senegal par Diouf (22.4%), cette supériorité peut être expliquée par le nombre élevé des scotch tests pour la première étude (dépistage familiale), et la recherche seulement des géohelminthoses pour la deuxième [101] [108].

Chez notre population, *Blastocystis hominis* prédomine les protozoaires avec un pourcentage de 43.4%, la même remarque était soulevée par plusieurs auteurs, à Tlemcen par Kasmi et Saidouni (74.60%) à Rabat par Amal (40.5%), à Kenitra par Belghyti (52.3%) et à Manilla en philippines par Eleonor et ces collaborateurs (62%) [105, 109, 53, 110].

Par contre d'autres études ont rapportés des prévalences beaucoup plus faibles, en Tunisie par Ayadi (4.46%) alors que Diouf et ces collaborateurs n'ont pas recensé de *Blastocystis hominis* dans leur série [98, 108].

La giardiose prédomine chez les enfants essentiellement ceux vivant en collectivité, ceci s'explique par une forte exposition au péril fécal en bas âge et aussi probablement par la sensibilité de cette tranche à *Giardia intestinalis*.

Ce dernier représente dans cette étude le protozoaire pathogène le plus fréquemment retrouvé avec une prévalence de 18.9%, ce taux est comparable à celui trouvé à Tlemcen par Kasmi et Saidouni, à Oran par Benouis, au Kenitra par Belghyti et qui sont respectivement 10.6%, 15.32% et 22.71% [105, 6, 53].

Entamoeba histolytica occupe la 2^{ème} place des protozoaires pathogènes isolés dans notre échantillonnage avec un taux de 5.7%, ce qui est comparable avec celui de Kasmi et Saidouni à Tlemcen (5,6) et de Benouis à Oran (4,83%) mais discordant avec celui rapporté par Belghyti à Kenitra (23,74%). Ce taux est sous-estimé puisque *Entamoeba histolytica* présente souvent des phases coprologiques muettes et l'examen d'un unique échantillon de selles ne sera pas suffisant [105, 6, 53].

Enterobius vermicularis est le seul helminthe retrouvé dans notre étude avec une prévalence de 5.6% ce qui est inférieur aux taux estimés par Sgheir et Ouraiba à Tlemcen (28.6%) et par Bouhouche à Constantine (20%); cette différence s'explique par la réalisation systématique d'un scotch-test anal chez tous les enfants de la série étudiée.

Dans notre étude, le polyparasitisme était retrouvé chez 16.98% des cas ce qui est comparable à celui estimé par Kasmi et Saidouni (15%). Les associations parasitaires les

plus fréquemment retrouvées dans notre population ont concerné les protozoaires; cela peut être justifié par le fait que plusieurs espèces de cet embranchement ont le même mode de transmission.



CONCLUSION

Les parasitoses intestinales demeurent un problème de santé mondial non négligeable. Ces pathologies quand elles ne tuent pas, elles engendrent un retentissement sanitaire et social néfaste, en particulier chez l'enfant.

Ce travail consiste à évaluer la prévalence des parasitoses intestinales chez les enfants, , diagnostiquées au laboratoire de parasitologie-mycologie médicales du CHU de Tlemcen, sur une période de 7 mois dont la prévalence a été déterminée par l'accouplement de l'EPS et du scotch test de Graham.

Notre étude a mis en évidence une prévalence globale de 30,8% avec une prédominance des protozoaires qui représentent 96%, dont l'espèce majoritaire est le *Blastocystis hominis*. Le seul helminthe retrouvé est l'agent de l'oxyure.

De ce fait, la lutte contre les parasites intestinaux s'impose. Nous préconisons, des mesures prophylactiques requièrent une intervention multidisciplinaire pour réunir des conditions de vie saine avec la responsabilisation et la participation active et sérieuse de la communauté, ceci exige une sensibilisation en matière d'hygiène collective et individuelle.

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.



ANNEXES

Annexe 1 :

Tableau XVII : Composition des réactifs utilisés [78].

| Méthodes | Réactifs |
|--|---|
| Coloration au MIF | <ul style="list-style-type: none"> • Teinture de Merthiolate (à conserver en flacon brun) : <ul style="list-style-type: none"> -Merthiolate (mercurothiosalicylate de Na) : 1g. -Monoéthanolamine : 1g. -Acétone : 100 ml. -Eau qsp 1000 ml. -Eosine aqueuse : 2g. • Solution MF (à conserver en flacon brun) : <ul style="list-style-type: none"> -Teinture de Merthiolate : 200 ml. -Formol du commerce : 25 ml. -Glycérine : 5 ml. -H₂O distillée : 250 ml. • MIF : <ul style="list-style-type: none"> -Teinture de merthiolate : 7.75 ml. -Lugol à 5% : 1 ml. -Formol : 1.25 ml. |
| Lugol 5% [17] | <ul style="list-style-type: none"> • Iode en paillettes : 0.5 g <ul style="list-style-type: none"> - Iodure de potassium : 1g - Eau distillée : 10 ml |
| Coloration au bleu de méthylène | <ul style="list-style-type: none"> • Solution A : <ul style="list-style-type: none"> -Acide acétique glacial : 1.2 ml. -Eau distillée : 98.8 ml. • Solution B : <ul style="list-style-type: none"> -Sodium : 1.6 g. -Eau distillée : 100 ml. • Solution du bleu de méthylène tamponné : <ul style="list-style-type: none"> -Solution A : 46.3 ml. -Solution B : 3.7 ml. |

| | |
|--|---|
| | <p>-Bleu de méthylène : 0.5 g.</p> <p>-Eau distillée qsp 100 ml.</p> |
| Coloration au cristal violet de Bailenger | <p>-Cristal violet : 2g.</p> <p>-Fuchsine basique : 0.05g.</p> <p>-Alcool à 95° : 20 ml.</p> <p>-Phénol cristallisé fondu : 10 ml.</p> <p>-Eau distillée qsp 100 ml.</p> |
| Technique de JANESCKO modifiée | <p>Réactif Iodomercurique (densité 1,440)</p> <p>- Iodure de potassium 53 g</p> <p>- Iodure mercurique (Biiodure de mercure) 10g</p> <p>- Eau distillée 100 ml</p> |
| Méthode de HEIDENHAIN à l'hématoxyline ferrique | <ul style="list-style-type: none"> • Solution A : <p>-Dissoudre 1g de cristaux d'hématoxyline dans 100 ml d'alcool à 95°.</p> <p>-Laisser reposer une semaine à la lumière, puis filtrer.</p> • Solution B : <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 Zeihl Nelson modifiée par | <p>Carbolfushsine</p> <p>Solution A</p> |

| | |
|---|--|
| <p>Henri ksen et Poblentz</p> | <p>-Fuchsine basique1g -Éthanol à 95%10ml Dissoudre en broyant dans un mortier.</p> <p>Solution B</p> <p>-Phénol cristallisé.....5g -Eau distillée.....100ml Mélanger les solutions A et B. Laisser reposer pendant 8 jours. Filtrer et conserver à température ambiante.</p> <ul style="list-style-type: none"> • Vert malachite à 5% : 5g de Vert malachite sont dissous dans 100ml d'eau distillée. |
| <p>Coloration au Trichrome de Weber</p> | <p>Trichrome :</p> <ul style="list-style-type: none"> - Chromotrope 2R : 0.6g. - Vert lumière : 0.3g. - Acide phosphotungestique : 0.7g. - Acide acétique : 1 ml. - Eau distillée qsp 100 ml. <ul style="list-style-type: none"> • Alcool acétique : 100 ml |
| <p>Telman-Rivas modifiée par Bailenger</p> | <ul style="list-style-type: none"> • Réactif Acéto – Acétique pH 5 <p>Réactif Acéto-Acétique :</p> <ul style="list-style-type: none"> - Acétate de Na 15g - Acide acétique 3,6 ml - Eau distillée 1 litre <p>Ajuster, si nécessaire, à pH 5 avec Acide acétique</p> |
| <p>Coloration au Giemsa [97]</p> | <p>Solution mère de Giemsa :</p> <p>Colorant de Giemsa en poudre 0,75g Méthanol (CH₃OH) 65ml Glycérol 65ml</p> <p>Verser le méthanol dans un flacon ; Ajouter la poudre ; Agiter ensuite pendant 3 minutes de manière circulaire ; Ajouter enfin le glycérol et mélanger ;</p> |

| | |
|--|--|
| | <p>Remuer ensuite, toujours de cette manière 3 fois par jour, pendant 4 jours consécutifs ;</p> <p>Filtrer et noter la date de fabrication.</p> <p>Solution de travail de Giemsa :</p> <p>Diluer la solution mère au dixième dans de l'eau distillée.</p> |
|--|--|

Annexe 2**➤ Les milieux de cultures [72, 78]****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 3 :

Fiche de Renseignement

Nom : Prénom : Age : Poids :kg

Amaigrissement récent et notable : < Kg

Externe : Interne : → Service :

Nom du responsable légal :

Adresse:

✚ L'enfant est-il atteint d'une des maladies suivante :Allergie : diabète : épilepsie : cœliaque : Crohn Rein ou voie urinaire asthme : anémie : autre maladie :**✚ Consultation pour la maladie:****✚ L'enfant présente- il l'un des signes suivants :**Nausée et vomissement Diarrhée Constipation Fièvre Dyspnée Prurit anal Douleur abdominale Anorexie Eruption cutanée Ballonnement Pâleur Retard staturo-

Pondéral

✚ source d'eau :Source naturelle : Eau minérale : Eau de robinet : Eau bouillie: **✚ type d'alimentation :**Fast- Food : Bonbon : Au restaurant de l'école Géophagie: **✚ Voyage :** non : oui : pays/ville :**✚ Antécédents familiaux:**

✚ **Médicaments emportés / en cours :**

✚ **Statut immunitaire :** Immunocompétent : Immunodépressif :

✚ **Niveau d'hygiène :** Bon : Moyen : Mauvais :

✚ **situation socio-économique :** Bon : Moyen : Mauvais :

(Profession des parents:)

✚ **L'enfant vit-il en collectivité :** Non : Oui :

Crèche: Ecole : Frère : Cousin :

❖ **Résultat :**

- **Le premier prélèvement :** reçu le/...../ 2016 num :
- Aspect macroscopique:
- Examen direct :
- Examen après concentration (Ritchie) :
- **Le deuxième prélèvement :** reçu le/...../ 2016 num :
- Aspect macroscopique:
- Examen direct :
- Examen après concentration (Ritchie) :
- **Le troisième prélèvement :** reçu le/...../ 2016 num :
- Aspect macroscopique:
- Examen direct :
- Examen après concentration (Ritchie) :
- **Scotch test anal :**



BIBLIOGRAPHIE

- [1]. Nicolas X, Chevalier B, Klotz F, Simon F. Traitement des parasitoses intestinales (amibiase et mycoses exclues). EMC - Gastro-entérologie. 2006;1(1):1-14.
- [2]. OMS. Burden of disease in disability-adjusted life years by cause samsi Wr, estimates for. Annex table 3 (en ligne). 2000 -2001.
- [3]. Zongo I. Parasitoses intestinales en milieu scolaire dans la ville de Bobo-Dioulasso (Burkina Faso). Université d'Ouagadougou. 2002- 2003 ; 059.
- [4]. Diouf S, Diallo A, Camara B, Sy Diagne I, Signate H, Sarr M. Parasitoses intestinales de l'enfant en zone rurale sénégalaise (Khombole). Médecine d'Afrique Noire. 2000;5 (47): 229-32.
- [5]. Menan E, Nebavi N, Adjetey T, Assavo N, Kiki-Barro P, Kone M. Profil des helminthiases intestinales chez les enfants d'âge scolaire dans la ville d'Abidjan.University sénégalienne. 1997;90:51-4.
- [6]. 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.
- [7]. Benzalim M. Dépistage des parasites intestinaux chez les enfants consultants à l'hôpital de jour de pédiatrie au CHU Med VI à Marrakech. Universty de Marrakech 2010:89-97.
- [8]. Ndiaye A. contribution à l'étude des parasitoses intestinales à l'institut de pédiatrie sociales de Pikine -Guediawaye: Cheikh anta diop de-Dakar. 2006: 3.
- [9]. Bourée P. Aide mémoire de parasitologie et de pathologie tropicale. Flammarion Médecine-sciences, Paris. 2001.
- [10]. J. Dupouy-Camet. Classification et mode de transmission des parasites. EMC-Maladie infectieuse, 8-000-D-10 ,2000: 5.
- [11]. ANOFEL. Parasitologie médicale, généralités et définitions. Université Médicale Virtuelle Francophone. 2010-2011: 4.
- [12]. Guillaume V. fiches pratiques (Autoévaluation et Manipulations), éditions De boeck et Laciens. 2007:147-3.
- [13]. Moulinier C. Parasitologie et mycologie médicale: éléments de morphologie et de biologie. Bordeaux : collection Lavoisier ; 2003.
- [14]. Thivierge k. Identification morphologique des parasites intestinaux. Rev Quebequienne .Institut nationale de santé publique. 2014.
- [15]. Magne D , Savel J, Gobert G. Flagelloses intestinales. EMC- Maladie infectieuse. 1996 :(18-515-A-10):9.

- [16]. Ayadi A, Bahri I. *Dientamoeba fragilis*: flagellé pathogène? Rev Tunisienne de Pédiatrie. Laboratoire de parasitologie-mycologie. 1999 ; 4.
- [17]. 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.
- [18]. Boeck W. C. *Chilomastix mensili* and a method for its culture. JEM .1921: 33(2); 147-175.
- [19]. Nozais JP, Datry A. Traite de parasitologie médicale. Courbil Paris. 1996.
- [20]. Bekhti M. Sciences de l'eau DESA : Eaux : Qualité et santé. Université Mohamed ben Abdellah faculté des sciences. 2005: 78-19.
- [21]. Stenzel D. Blastocystis hominis. Rev Clin Microbiol. 1996:563-84.
- [22]. Lorgeril Md. Infection à Blastocystis hominis: épidémiologie, physiopathologie, contrôle: [thèse de l'université de Limoges]Faculté de pharmacie. 2011.
- [23]. Mbaye B, Klotz F. Ascaris et ascaridiose. EMC-maladies infectieuses. 2003: 5-3.
- [24]. Brumpt E. Précis de parasitologie, in collection de précis médicaux. Masson & Cie: Paris. 1936 :1291–1281.
- [25]. Caumes J, Chevalier B. Klotz F. Oxyures et oxyuroses. EMC-Maladies infectieuses. 2002: 515-8.
- [26]. Looss A. Zur lebensgeschichte des Ankylostoma duodenale. Cent Bakteriolog Parasitol Infekt. 1898: (24) ;483-8.
- [27]. Diaporama : Ancylostoma duodenale et Necator americanus - Ver adulte.
- [28]. ANOFEL. Anguillulose. Université Médicale Virtuelle Francophone. 2014:5.
- [29]. Émile, C. Une anguillulose par auto-infestation. Option/Bio. 2010: 21(439) ; 17.
- [30]. Dominique C. 2ème cycle des études médicales. Enseignement de parasitologie et mycologie. Faculté de médecine de Nantes. 2007: 34(12) ;105-74.
- [31]. Pascal B, Bruno P, Isabelle V, Rene Ch, Risques parasitaires liés aux aliments d'origine animale. Rev française des laboratoires. 2014: (12) ; 348.
- [32]. Delpy R. Klotz F. Cestodose adultes. Elsevier sas. 2005: 12-4.
- [33]. OMS. Infections intestinales à protozoaires et à helminthes: Rapport d'un Groupe Scientifique de l'OMS. Série de Rapports Techniques.1982; 666.
- [34]. Anderson O. Dipylidium caninum infestation. American Journal of Diseases of Children. 1968: 116(3) ;328-30.
- [35]. ANOFEL. Bilharzioses. Université Médicale Virtuelle Francophone. 2014 : (3) ;11-3.

- [36]. ANOFEL. Parasitoses et mycoses des régions tempérées et tropicales. La 2^{ème} ed. 2014: (24) ;111-66.
- [37]. World Gastroenterology Organisation. Conduite à tenir devant une strongyloïdose. *Strongyloides stercoralis*. 2007 ; 3-4.
- [38]. Laclotte C, Oussalah A, Rey P, Bensenane M, Pluvinage N, Chevaux J-B. Helminthes et maladies inflammatoires chroniques intestinales. *Gastroentérologie clinique et biologique*. 2008;32(12):1064-74.
- [39]. Bouchaud O, Aumaitre H. Diagnostic et traitement des parasitoses digestives (sauf amibiase). *EMC- maladies infectieuses*.1999;33(12);99-18.
- [40]. Wery M. Protozoologie médicale. De Boeck et lacier.1995:137-78.
- [41]. ANOFEL. Giardiose. Université Médicale Virtuelle Francophone. 2014:5-4.
- [42]. Saghrouni D. Flagellés intestinaux. Laboratoire de parasitologie. *Rev tunisienne de pathologie infectieuse*. 2010.
- [43]. Van Deun A. Hossain M. A. Gumusboga M. Rieder H. Coloration de Ziehl-Neelsen : théorie et pratique. *Rev Tuberc Lung Dis*. 2008;12(1); 110-108.
- [44]. Meinhardt D, Miller B. Epidemiologic aspects of human cryptosporidiosis and the role of waterborne transmission. *Rev Epidemiol*. 1996:118-36.
- [45]. Tzipori S. Microbes Cryptosporidiosis: biology, pathogenesis and infect disease. *Journal international of disease infection*. 2002:1047-58.
- [46]. Rezkallah D. Les protozoaires opportunistes au cours de l'immunodépression (sida). Laboratoire de Parasitologie-Mycologie. 2001:173-3.
- [47]. Chen X-M, Keithley J.S. Cryptosporidiosis. *New England journal of medicine*. 2002:1723-31.
- [48]. Desportes-Livage I, Datry A. Infections à microsporidies, *Isospora* et *Sarcocystis*. *EMC-Maladies infectieuses*. 2005;2 (4):178-96.
- [49]. Nozais JP, Datry A, Danis M. *Traité de parasitologie médicale*. In: (Paris : Pradel). 1987.
- [50]. Centers for Disease Control and Prevention. Cycle parasitaire. Available from: www.dpd.cdc.gov/dpdx.
- [51]. Lorgetil. Md. Infection à *Blastocystis hominis*: épidémiologie, physiopathologie, contrôle [thèse de l'université de Limoges]: Faculté de pharmacie. 2011.
- [52]. Yera H, Poirier P, Dupouy-Camet J. Classification et mode de transmission des parasites. *EMC–Maladies infectieuses*. 2015:12(3) ;12-1.

- [53]. El Guamri Y, Belghyti D, Barkia A, Tiabi M, Aujjar N, Achicha A. "Bilan de dix ans sur les parasitoses intestinales au Centre Hospitalier de Kénitra (Maroc) ", Science Lib. Editions Mersenne .2011: 11(3) ;11-1.
- [54]. Adou-Bryn D, Kouassi M, Brou J, Ouhon J, Assoumou A. Prévalence globale des parasitoses à transmission orale chez les enfants à Toumodi (Côte d'Ivoire). Médecine d'Afrique Noire. 2001: 48(10) ; 394-8.
- [55]. Joseph S. Faculté des Sciences de la Santé : universite de ouagadougou. 1970.
- [56]. Thibodeau M. Les amibes sont des protozoaires (organismes unicellulaires) appartenant à la classe des rhizopodes. Rev Bull. Soc. Path. 2002 : 30(10) ; 52.
- [57]. Ripert C, Neves L, Apriou M, Tribouley J, TribouleydureT J., Haumont G, Trouve B. Epidémiologie de certaines endémies parasitaires dans la ville de Guadalupé . Rev Bull. Soc. Path. 1996 : (89) ;252-258.
- [58]. Durand F, Brenier-Pinchart P, Pelloux H. Parasitoses digestives: lambliaze, taeniasis, ascaridiose, oxyurose, amibiase, hydatidose. Corpus médical-faculté de médecine de Grenoble, disponible sur <http://www.santé-ujf-grenoble.fr/santé>. 2004.
- [59]. Leber AL, Novak-Weekley S. Intestinal and urogenital amebae, flagellates, and ciliates. Manual of Clinical Microbiology. Edition American Society of Microbiology; 2011:2149-71.
- [60]. Victor B, Kanobana K. Proteomic analysis of *Taenia solium* métacestode excretion–secretion proteins. Proteomics. 2012 :12(11) ; 1860-1869.
- [61]. Bourgade A, Davoust B, Gallais H. Des maladies animales aux infections humaines, Médecine d'Afrique Noire. 1992.
- [62]. Deschiens R. L'amibiase et l'amibe dysentérique: Masson. 1965: 77-15.
- [63]. Nozais J. Maladies parasitaires et péril fécal: les maladies dues aux helminthes. Bull Soc Path Ex. 1998;91:416-22.
- [64]. Léger N. Amibes et amibiases, Elsevier. Paris. 1995: 750- 13.
- [65]. Favennec L. Épidémiologie et diagnostic de la giardiose humaine: quoi de neuf?: Dossier Scientifique. Revue Francophone des Laboratoires. 2012;2012(440):35-8.
- [66]. Bonnin A, Dalle F, Valot S, Dautin G, Di Palma M. Infections à cryptosporidies et à Cyclospora. EMC - Maladies infectieuses. 2006;3(1) ;11-1.
- [67]. Nicolas X, Chevalier B, Klotz F. Anguillule et anguillulose. EMC - Maladies Infectieuses. 2004: 2(7) ;11.
- [68]. ANOFEL. Taeniasis et Cysticercose - Université Médicale Virtuelle Francophone. 2014 :12-3.

- [69]. Irola E. Le diagnostic et le traitement des parasitoses digestives des équidés: l'AVEF à Reims le 8 Octobre 2008 -2010.
- [70]. Poirriez J, Simitzis- A, Jacquemin J. Les parasitoses intestinales. IV: La démarche diagnostique. *Concours médical*. 1992;114(30): 85-8.
- [71]. Rohingam D. Fréquence des parasitoses intestinales dépistées à la Société de laboratoire d'analyses biomédicales de Guinée. *memoire online*. (Université Gamal Abdel Nasser de Conakry).2008: 6-5.
- [72]. Grenier P. Radiographie du thorax:les syndromes radiologiques: (Université Pierre et Marie Curie).2003:(11) ;40-3.
- [73]. Rousset J. Copro-parasitologie pratique: Intérêt et méthodologie, notions sur les parasites du tube digestif: edition boeck secundair. 1993.
- [74]. Dr El hassani I. Profil du portage parasitaire intestinal observé au laboratoire de parasitologie de l'hôpital militaire Moulay Ismail, Meknès.2014:15-14.
- [75]. 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).
- [76]. Flourié B, Sud L, Bellaiche G, Ballanger Cr, Bismuth M. Indications des examens de selles chez l'adulte. *Gastroenterol Clin Biol*. 2003;27; 627-42.
- [77]. OMS. Parasitologie médicale : techniques de base pour le laboratoire. Genève, 1993: 63.
- [78]. Bachi F. Cours de coprologie parasitaire. Institut Pasteur d'Algérie,Service Biologie Parasitaire). 2014 : 20-5
- [79]. Belhamri N. Profil épidémiologique des parasitoses intestinales au service de parasitologie mycologie à l'hôpital militaire avicenne de Marrakech (université cadi ayyad faculté de médecine et de pharmacie marrakech).Université de Marrakech. 2015.
- [80]. Mougéot, G. Conduite des examens en parasitologie. Masson, Paris .1994.
- [81]. Ayres R, Mara D. Analyse des eaux résiduaires en vue de leur recyclage en agriculture: manuel des techniques de laboratoire en parasitologie et bactériologie. 1997.
- [82]. Global Link for Online Biomedical Expertise. Prélèvement de selles. ©Fondation Mérieux 2012.
- [83]. Testa J, Kizimandji-Coton G, Delmont J, Costanzo B, Gaxotte P. Traitement de l'anguillulose, de l'ascaridiose et de l'ankylostomiase. *Médecine d'Afrique Noire*. 1990;37(5).

- [84]. Bibirou. Technique de Baerman; techniques de laboratoires pour laboratoire de brousse (parasitologie). Overblog .2016.
- [85]. Ahmed NH. Cultivation of parasites. US National Library of Medicine National Institutes of Health Search. 2014.
- [86]. Lamand V, Spadoni S, Bohand X. Médicaments antiparasitaires (paludisme exclu). EMC-Maladies Infectieuses. 2014;11(3):1-10 .
- [87]. Edouard B, Bohand X, Maslin J. Médicaments des infections à protozoaires (paludisme exclu). EMC-Maladies infectieuses. 2004;1(4):293-301.
- [88]. Loutan, L Gétaz F Chappuis L. Parasitoses intestinales et hépatiques: diagnostic et traitement. Rev Med Suisse. 2007: 32314.
- [89]. Cinquetti G. M.-P.Massoure, P.Rey. Traitement des parasitoses digestives (amoebose exclue).(2012 Elsevier Masson).Encyclopédie médico-chirurgicale.8-518-A-15.
- [90]. Lateef, M., S. A. Zargar. "Successful treatment of niclosamide-and praziquantel-resistant beef tapeworm infection with nitazoxanide." International Journal of Infectious Diseases . 2008;12(1): 80-82.
- [91]. ANSM .Résumé des caractéristiques du produit.Flubendazole. 2015.
- [92]. Kone-Bamba D, Pelissier Y, Ozoukou Z, Ouao D. Etude de l'activité hémostatique de quinze plantes médicinales de la "Pharmacopée Traditionnelle Ivoirienne". Plant Méd Phytothér. 1987;21(2):122-30.
- [93]. Organization World Health. 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.
- [94]. 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.
- [95]. Bouchard O, Aumaitre H. Diagnostic et traitement des parasitoses digestives (sauf amibiase). EMC-maladies infectieuses. Elsevier. Paris. 1999: 9(62) ;40-13.
- [96]. Lehman L, Nono L, BilonG C. Diagnostic des parasitoses intestinales à l'aide de la microscopie à fluorescence. Médecine d'Afrique Noire. 20.
- [97]. BIOLTROP . Fiches techniques et procédures standards, coloration de Giemsa. Ed Fondation Mérieux. 2012.

- [98]. Ayadi. A, Mahfoudh A., F. Mahjoubi, "Parasitoses intestinales chez l'enfant : Bilan de 2 ans dans le Centre Hospitalo-Universitaire de Sfax", Méd. Afrique Noire, 1991: 38(8/9) ;560-557.
- [99]. Ould Ahmed S. Prévalence des parasitoses intestinales chez les écoliers dans les Wilayas du Gorgol, Guidimagha et Brakna (Mauritanie). Revue francophone des laboratoires .2012: 440 (2); 78-75.
- [100]. Kabongo E. Prévalence des parasitoses intestinales chez les enfants de 0 à 10 ans cas de HGR Kisanga, UNILU- licence en santé publique.2012.
- [101]. Ouraiba I. Seghir N. Evaluation de la fréquence des parasitoses intestinales chez les enfants scolarisés. 2014 : 94-90
- [102]. Aokbi N. Enquête épidémiologique du parasitisme intestinal chez l'enfant scolarisé à Tifelt. Thèse de doctorat en pharmacie Rabat. 2004; 72.
- [103]. Ndir I, Gaye A, Sy M, Gaye O, Ndir O. Prévalence des parasitoses intestinales au centre de santé Roi Baudouin de Guediawaye (Sénégal). Dakmed .2002; 47: 2.
- [104]. Kientega T. Parasitoses intestinales en milieu scolaire et détection de Giardia intestinalis par PCR en temps Réel au Burkina Faso. Mémoire Pour l'obtention du Master II. 2015.
- [105]. Kasmi H, Saidouni A, Etude de la prévalence des protozooses intestinales diagnostiquées au sein du laboratoire de parasitologie-mycologie du CHU de Tlemcen. 2016: 75-73.
- [106]. Bouhouche I, Allouache B, Fendri AH. Les parasitoses intestinales dans une école primaire. Journée nationale de parasitologie, Constantine.2009.
- [107]. Jemaoui I. Parasitoses intestinales au C.H.U. Averroès-Casablanca entre 1995-1996. Thèse de doctorat en pharmacie Rabat. 1998 ;16.
- [108]. Diouf J, Sow D, Ndongo AA , Niang K , Ndiaye J. Persistance des géohelminthes en milieu hospitalier pédiatrique dans la banlieue dakar Sénégal. Rev. cames sante. 2016 ;4(2).
- [109]. Amal A. Prévalence du portage parasitaire intestinal chez l'enfant hospitalisé à l'hôpital d'enfant de Rabat. Thèse doctorat pharmacie, faculté de médecine et de pharmacie de Rabat. 2005 ; 90.
- [110]. Eleonor T, Vicente Y, Belizari O, Winifreda U. Infection status of intestinal parasites in children living in residential institutions in Metro Manila, the Philippines .The Korean Journal of Parasitology. 2004 : (42) 2; 67-70.

Résumé:

Dans le but d'évaluer la prévalence du portage parasitaire intestinal infantile, nous avons réalisé une étude descriptive transversale, entre septembre 2016 et avril 2017, et qui a intéressé 107 enfants âgés de 2 à 15 ans consultant au sein du laboratoire de parasitologie-mycologie médicales de CHUT.

Chaque enfant a bénéficié d'un examen parasitologique des selles, fait d'un examen microscopique direct à l'état frais et après concentration par les techniques de Ritchie simplifiée.

Un questionnaire fut également rempli, afin de préciser les facteurs associés à l'infestation parasitaire.

L'âge moyen des enfants inclus dans l'étude était de 2.49 ± 1.42 ans. La prévalence globale du parasitisme intestinal était de 30,8%. Parmi les protozoaires retrouvés, *Blastocystis hominis* arrive en tête, suivi par *Endolimax nanus* et *Giardia intestinalis*, les prévalences respectives étaient de: 43.4%, 26.4%, 18.9%.

Les helminthes étaient représentés exclusivement par l'*Entérobius vermicularis* 5.6% .

Les parasites intestinaux restent très répondus dans notre contexte, et essentiellement chez les enfants. Nous insistons alors, sur la prévention qui permet de parer à l'extension de ce fléau parasitaire.

Mots clés :

Prévalence, parasitoses intestinales, enfants, protozoaires, helminthes, Tlemcen.

Summary:

In our research, we carried out a descriptive study from September 2016 till April 2017 so as to evaluate the prevalence of infant intestinal parasitic carriage. This study involved 107 children aged between 2 and 15 years old, consulting in the medical parasitology-mycology laboratory of CHUT.

Each child underwent parasitology examination of the stool, made a direct microscopic examination in the fresh state and after concentration by the simplified Ritchie technique.

A questionnaire was also completed to clarify the factors associated with parasite infestation.

The average age of the children included in the study was 2.49 ± 1.42 years.

The overall prevalence of intestinal parasitism was 30.8%. Among the protozoa found, *Blastocystis hominis* led the way, followed by *Endolimax nanus* and *Giardia intestinalis* the respective prevalence's were: 43.4%, 26.4% and 18.9% .

The helminths were exclusively represented by the *Enterobius vermicularis* 5.6%.

Besides, the intestinal parasites remain highly answered in our context, and mainly in children. We insist, then, on the prevention which makes it possible to counter the extension of this parasitic plague.

Key words:

Prevalence, intestinal parasites, children, protozoa, helminths, Tlemcen.

خلاصة:

من أجل تقييم مدى انتشار الطفيليات المعوية و توضيح العوامل المرتبطة بغزو الطفيليات، أجرينا دراسة وصفية في فترة ما بين سبتمبر 2016 وأبريل 2017 والتي تضم 107 طفلا تتراوح أعمارهم بين 2 و 15 عاما وقد تمت الاستشارات و المعاينات في مختبر طبي للطفيليات علم الفطريات بالمركز الإستشفائي الجامعي لتلمسان.

بعد تقديم لكل طفل استبيان للمعلومات تم اجراء فحص كامل للبراز بما في ذلك الفحص المجهرى المباشر الطازج وبعد تركيز باستعمال التقنية المبسطة ريتشي.

وقد كان متوسط عمر الأطفال المشمولة في الدراسة 2.49 ± 1.16 سنة، اما معدل انتشار تطفل الأمعاء فمثل 30,8%. كما شكلت المتبرعمة الكيسية البشرية اعلى نسبة للبروتوزوات تليها الوثيدة قزم ثم الجيارديا المعوية، بمعدلات انتشار: 43,4%، 26,4%، 18,9%. كما مثل *Enterobius vermicularis* الطفيلي الوحيد من عائلة الهيدان.

الطفيليات المعوية تبقى منتشرة جدا في نطاقنا وخاصة عند الأطفال. ونحن نصر ثم نصر على الوقاية التي نخني عن تمديد هذه الآفة الطفيلية.

الكلمات المفتاحية

:إنتشار- الطفيليات المعوية - الأطفال - البروتوزوا- الديدان- تلمسان