

REPUBLIQUE ALGERIENNE DEMOCRATIQUE ET POPULAIRE
MINISTERE DE L'ENSEIGNEMENT SUPERIEUR ET DE LA RECHERCHE
SCIENTIFIQUE

UNIVERSITE SAAD DAHLAB BLIDA 1



Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie
Département De Biologie

Mémoire de Fin d'études

En vue de l'obtention du diplôme de Master dans le domaine SNV
Filière Sciences Biologique

Option: **Parasitologie**

Thème

**Prévalence des parasites intestinaux chez l'homme dans la
Wilaya de Tipaza**

Présenté par :

Date de soutenance : 12/07/2022

Mlle Anteur Fatma Zohra

Mlle Bougrine Meryem

Devant le Jury:

Mme ZERKAOUI A.

MAA

USDB1

Présidente

Mr ALLAOUI A.

MCB

USDB1

Examinatrice

Mme MAKHLOUF C.

MCB

USDB1

Promotrice

Promotion: 2021- 2022

Remerciements

Nous remercions tout d'abord ALLAH le tout puissant et miséricordieux, nous disons « ALHAMDOULILLAH », qui nous a donné la force et la santé, la volonté et la patience d'accomplir ce modeste Travail. Et pour son aide miséricordieuse durant toutes nos années d'étude. A l'issue de ce modeste travail.

Nous exprimons tout nos remerciements au membres du jury, notre présidente madamme Zerkaoui Ahlem, notre promotrice docteur Makhoulf Chahrazed Chahrazed qui nous a honorée de sa confiance en acceptant l'encadrement de ce mémoire et d'être patiente avec nous , Nous admettons qu'elle a toujours respecté et facilité notre initiative, nous tenons à la saluer pour son exigence, sa disponibilité permanente Malgré les préoccupations fréquentes, ses encouragements, et ses conseils très précieux, Nous sommes très reconnaissants pour tout le soutien, la confiance, le temps et les efforts qu'elle nous avez consacrés durant toute la période de la réalisation de ce travail. Tous les mots de remerciement à elle ne suffisent pas, nous levons tous les chapeaux de respect et d'appréciation à elle, et notre examinateur docteur Allaoui A., d'avoir accepté d'évaluer notre travail ainsi que tous les enseignants du Département des Sciences de la Nature et de la Vie de Blida, d'avoir contribué à notre formation.

Enfin, nous remercions tout les personnels du laboratoire de Bactériologie parasitologie de DR Abdaoui de cherchell ,de la wilaya de Tipaza précisément Wafa, et tous les personnes qui ont participé de près ou de loin à la réalisation de ce mémoire.

Dédicace

A mes parents Mon adorable maman Arbouche Aicha et mon très cher papa Anteur Ahmed

Chère maman

Tu es ma mère mais aussi ma meilleure amie, tu as été ma lumière quand tout semblait sombre, tu as toujours été à mes côtés pour partager mes moments de joie mais aussi ceux de chagrin je t'en suis très reconnaissante.

Cher papa

Ce travail n'aurait jamais vu le jour sans ton soutien, tes sacrifices, ta patience ettes encouragements permanents, tu m'as appris l'honnêteté, le sérieux et le sens de la responsabilité Si je suis arrivée là, ce n'est que grâce à vous deux. Puisse ALLAH tout puissant vous préserver du mal, vous combler de santé, de bonheur et vous accorder une longue et heureuse vie. Je vous aime énormément.

A ma très chère sœur Amira

Merci ma belle pour tous : ton grand cœur, ton amour, ton affection, ta générosité, ton soutien et ta serviabilité. Plus qu'une sœur tu as été une maman, une confidente pour moi et je prie Dieu de continuer de t'accorder la force et la santé pour que nous puissions toujours jouir de tes bons soins. Je t'aime énormément.

A mes chères amies Asma.H,Chahira A. E,et ma binôme Meriem

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

A mes chers Soumia et Mohamed

Je dédie ce travail, A les personnes qui m'a soutenue tout au long de ce projet par ses prières, ses conseils, aides et encouragement" Soumiya Et Mohamed , Et j'espère qu'Allah lui donne une longue vie et une bonne santé.

A l'équipe de laboratoire d'analyses de chercell et spécialement Wafa

En souvenir des plus beaux instants qu'on a passés ensemble .Un grand merci pour votre soutien, vos encouragements, et de votre serviabilité. Je vous souhaite à tous longue vie pleine de bonheur et de prospérité.

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

Fatma zohra

Dédicace

Allah Le Tout Puissant Je remercie Allah de m'avoir aidé Et donné le courage d'achever la fin de mes études

A celle qui m'a donné la vie, ma source d'amour et de tendresse, à ma très chère mère Madjah Fatima Zohra, celle qui m'a toujours comblée avec sa douceur et son affection, aidée et épaulée.

A mon pilier, mon père Bougrine Mohammed bien aimé, en qui je suis et je serais toujours reconnaissante d'avoir toujours cru en moi et donné les moyens d'aller loin et d'en arriver là.

Pour son amour son affection et la meilleure éducation il m'a donnée son encourage et m'ont permis de réaliser ce que je suis maintenant, mon frère Nassim.

A mon cher frère Abd el ghani

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

A ma cher sœur Asma et ma bella sœur Yousra

A ma cher sœur Fathia et ces enfants Abd el moumen, Abd el ghani et Amir.

A ma binome fatma zoha

A mon adorable binôme Fatma zohra Manel, pour tous les souvenirs qui nous lient, toutes nos joies et nos douleurs, je te dédie ce travail qui est le fruit de nos efforts.

A tous mes amis sans exception

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

Meriem

Liste des Tableaux

N° Tableaux	Titre	N° Page
Tableau I	Classification des protozoaires intestinaux (Amibes et flagellés) (Belkaidetal.,1998)	5
TableauII	Classification des protozoaires intestinaux (Ciliés) (Belkaidet al.,1998).	11
Tableau III	Classification des protozoaires intestinaux (Coccidés) (Belkaidet al.,1998).	13
TableauIV	Classification des protozoaires intestinaux (Blastocystidae) (Belkaidet al.,1998)	15
TableauV	Classification des helminthes intestinaux (Belkaidet al.,1998)	17
TableauVI	Principaux médicaments utilisés dans la traitement des parasitoses intestinales.	25

Liste des figures

N°figure	Titre	N° page
Figure 1	Classification des parasites intestinaux (El Abriti, 2020).	4
Figure 2	Cycle d'infestation de <i>l'Entamoeba histolytica</i> (Durand et al., 2004).	7
Figure 3	cycle évolutif de giardia intestinalis (Anonyme 5).	11
Figure 4	Cycle biologique de <i>Balantidium coli</i> (Mehlhorn, 2008)	12
Figure 5	représentation schématique du cycle de développement biologique de <i>Cryptosporidium sp.</i> (Molkhou, 2013).	14
Figure 6	cycle évolutif de <i>Blastocystis hominis</i> (Lorgeril, 2011).	16
Figure 7	Cycle évolutif de <i>Taenia saginata</i> (Anonyme 1)	19
Figure 8	Cycle de vie <i>Fasciola hepatica</i> (Anonyme2).	20
Figure 9	Cycle évolutif d' <i>Ascaris lumbricoides</i> (Série Rapports Techniques, 1982)	22
Figure 10	Mode opératoire de l'examen à l'état frais.	35
Figure 11	Examen en solution iodo-iodurée.	36
Figure 12	Mode opératoire de technique de flottation.	38
Figure 13	Mode opératoire de technique de Ritchie.	42
Figure 14	Le matériel utilisé pour la préparation de solution d'acide sulfurique à 2%.	43
Figure 15	Le matériel utilisé pour la préparation de solution De vert de malachite à 3%.	44
Figure 16	Mode opératoire de la coloration de Ziehl Neelson.	46
Figure 17	Répartition de la population étudiée selon le sexe.	48
Figure 18	Répartition de la population étudiée selon l'âge.	49
Figure 19	Répartition de la population étudiée selon l'examen demandé.	49
Figure 20	Répartition de la population étudiée selon les signes cliniques présentés.	50

Figure 21	Prévalence des parasites intestinaux chez la population étudiée.	51
Figure 22	L'aspect des selles chez la population étudiée.	52
Figure 23	La couleur des selles chez la population étudiée.	52
Figure 24	Répartition des cas positifs en parasites intestinaux selon les techniques utilisées.	53
Figure 25	Répartition des cas positifs en parasites intestinaux selon le type de parasites.	54
Figure 26	Répartition des cas positifs en parasites intestinaux selon les espèces déterminées.	55
Figure 27	<i>Entamoeba histiolotiqua.</i>	56
Figure 28	<i>Entamoeba coli</i>	56
Figure 29	forme kystique d' <i>Endolimax nana</i> Gx40 avec l'examen direct au lugol.	57
Figure 30	La forme kystique d' <i>Giardia intestinalis</i> Gx40 avec la technique de Ritchie par lugol.	57
Figure 31	<i>Blastocyste hominis.</i>	57
Figure 32	Œuf d' <i>Ascaris lumbricoides</i> Gx40 avec l'examen direct par coloration au lugol.	58
Figure 33	Répartition des cas positifs en parasites intestinaux selon le type de parasitisme.	58
Figure 34	Répartition des cas des parasitoses intestinales selon le sexe.	59
Figure 35	Répartition des cas des parasitoses intestinales selon l'âge.	59
Figure 36	Répartition des cas des parasitoses intestinales selon les signes0 cliniques.	60
Figure 37	Répartition des espèces parasitaires identifiées selon la technique utilisée.	63

Liste des abréviations

Abréviations	Signification
<i>E. histolytica</i>	<i>Entamoeba hystolytica</i>
<i>ENT. coli</i>	<i>Entamoeba coli</i>
<i>E. nanus</i>	<i>Endolimax nanus</i>
<i>G. intestinalis</i>	<i>Giardia intestinalis</i>
<i>G. lamblia</i>	<i>Giardia lamblia</i>
<i>G. duodenalis</i>	<i>Giardia duadenalis</i>
<i>B.coli</i>	<i>Balantidium coli</i>
<i>B. hominis</i>	Le <i>Blastocystis hominis</i>
<i>T. saginata</i>	<i>Taenia saginata</i>
HD	hôte définitive
HI	<i>Hôte intermédiaire</i>
<i>F.hepatica</i>	<i>Fasciola hepatica (F.hepatica)</i>
EPS	Examen parasitologique des selles
ST	Scotch-test de Graham
PCR	Polymerase Chain Reaction
OMS	Organisation Mondiale de la Santé
SPSS	Statistical Package for the Social Sciences
RPO	Recherché des parasites opportunistes (RPO)
F	Femme
H	homme

Résumé

L'objectif de notre travail est d'évaluer la prévalence des parasitoses intestinales chez l'homme ; de déterminer les symptômes (cliniques et épidémiologiques) associés avec les parasitoses intestinales suivie par l'identification des espèces parasitaires causant les parasitoses digestives, ainsi de déterminer leur fréquence dans la population étudiée.

Il s'agit d'une étude prospective descriptive réalisée au laboratoire d'analyses privé de bactériologie- parasitologie DR Abdaoui à Cherchell-wilaya de Tipaza, sur une période allant de mois d'avril jusqu'au mois de juin/2022. Durant cette période, 60 patients ont été inclus avec un sexe ratio H/F = 1.61 [H= 37 cas (61,7%), F=23 cas (38,3%)]. L'âge moyen était de $(34,36 \pm 2,07)$ ans. Ce travail consiste à pratiquer un examen macroscopique et un examen microscopique pour les 60 patients. Chaque patient a bénéficié d'au moins un examen parasitologique des selles, en incluant une observation à l'état frais, après coloration au Lugol et après concentration par la technique de Willis et la technique modifiée de Ritchie, et en fin par une coloration spécifique de Ziehl Neelson. Parmi les sujets examinés, 46 (76,7%) sont porteurs d'un ou de plusieurs parasites. Les sujets parasités sont répartis en deux groupes : les adultes avec 82,6% et les enfants 17,4 %. Nos résultats mettent en évidence un taux élevé (97,82%) des protozoaires par rapport aux Helminthes (2,17 %). Les parasites intestinaux rencontrés sont par ordre de fréquence décroissante : *Entamoeba histolytica* (60,9%), *Blastocystis hominis* (13,04%), *Entamoeba coli* (6,5%), un même taux pour *Endolimax nana* et *Giardia intestinalis* et *Ascaris lumbricoides* (2,17 %). Ces espèces sont identifiées seules (Monoparasitisme) dans 76,087% des cas ou en association double (Polyparasitisme) dans 23,91% des cas.

Ce portage parasitaire témoigne des conditions d'hygiènes défectueuses chez la population étudiée. Des mesures prophylaxiques multidisciplinaires s'imposent afin de réunir des conditions de vie saines pour les populations et éviter la propagation de ces parasites.

Mots clés : Parasitoses intestinales, Protozoaires, Helminthes, Homme, Tipaza.

Abstract

The objective of our work is to assess the prevalence of intestinal parasitosis in humans; to determine the factors (clinical and epidemiological) associated with intestinal parasitosis followed by the identification of parasitic species causing digestive parasitosis, as well as to determine their frequency in the population studied.

This is a descriptive prospective study carried out at the private bacteriology-parasitology analysis laboratory DR Abdaoui in ChercHELL-wilaya of Tipaza, from April to June/2022. During this period, 60 patients were included with a sex ratio M/F = 1.61 [M= 37 cases (61.7%), F=23 cases (38.3%)]. The mean age was (34.36 ± 2.07) years. This work consists of carrying out a macroscopic examination and a microscopic examination for the 60 patients. Each patient underwent at least one parasitological examination of the stool, including observation in the fresh state, after Lugol staining and after concentration by the Willis technique and the modified Ritchie technique, and finally by specific staining by ZiehlNeelson. Of the subjects examined, 46 (76.7%) carried one or more parasites. The parasitized subjects are divided into two groups: adults with 82.6% and children with 17.4%. Our results show a high rate (97.82%) of protozoa compared to Helminths (2.17%). The intestinal parasites encountered are in decreasing order of frequency: Entamoebahistolytica (60.9%), Blastocystishominis (13.04%), Entamoeba coli (6.5%), the same rate for Endolimax nana and Giardia intestinalis and Ascarislumbricoides(2.17%). These species are identified alone (Monoparasitism) in 76.087% of cases or in double association (Polyparasitism) in 23.91% of cases.

This parasite carriage testifies to the defective hygienic conditions in the populations studied, multidisciplinary prophylactic measures are necessary in order to bring together healthy living conditions for the populations and avoid the spread of these parasite.

Key words: Intestinal parasites,Protozoa,Helmenthes ,Human, Tipaza.

ملخص

الهدف من عملنا هو تقييم مدى انتشار الطفيليات المعوية لدى البشر. لتحديد العوامل (السريرية و الوبائية) المرتبطة بالطفيل المعوي متبوعا بتحديد الانواع الطفيلية المسببة للطفيليات الهضمية وكذلك لتحديد مدى تواترها في السكان المدروسين.

هذه دراسة وصفية استطلاعية اجريت في المختبر الخاص لتحليل علم الجراثيم و الطفيليات الدكتور العبدوي في شرشال بولاية تيبازة في فترة تمتد من شهر ابريل الى يونيو/2022 خلال هذه الفترة ,تم تضمين 60 مريضا. خضع كل مريض لفحص طفيلي واحد على الاقل للبراز, بما في ذلك الملاحظة في الحالة الجديدة, بعد التلوين باللوغول و بعد التركيز بتقنية ويليس و تقنية ريتشي المعدلة اخيرا عن طريق تلوخ محدد بواسطة زيال نيلسون.من بين الاشخاص الذين تم فحصهم كان 46 (76.7%) يحملون واحدا او اكثر من الطفيليات تنقسم الحالات المصابة الى مجموعتين: البالغين(82,6%) و الاطفال (17,4%) تظهر نتائجنا نسبة عالية(97,82%) من الاولويات مقارنة بالديدان الطفيلية(2,17%). . الطفيليات المعوية المصادفة هي بترتيب تنازلي من حيث التردد: انتموبا بلاستوسيسيتيس(60,09%), هيستوليتيسا انتموبا كولي (13,04%), هوميئيس(6,5%), نفس معدل اندوليماكس نانا و غارديا انتستيناليس و اسكاريس ليمبريسوادس (2,17%). . تم التعرف على هذه الانواع بمفردها (الطفيل الاحادي) في (76,087 %) من الحالات او في ارتباط مزدوج (بوليبازايتيسم) في (23,91%) من الحالات.

يشهد هذا النقل الطفيلي على الظروف الصحية المعيبة في السكان المدروسين , و التدابير الوقائية متعددة التخصصات ضرورية من اجل الجمع بين ظروف معيشية صحية للسكان و تجنب انتشار هذه الطفيليات.

الكلمات المفتاحية: طفيليات معوية , ديدان, معوية, طفيليات ,انسان , تيبازة.

Table des matières

Remerciements

Dédicaces

Listes des tableaux

Listes des figures

Listes des abréviations

Résumé

Abstract

ملخص

Table des matières

Introduction.....1

Chapitre I : Partie Bibliographique

I.1. Généralités sur les parasitoses intestinales12

I.1.5.Classification4

I.1.5.1.Protozoaires intestinaux.....5

I.1.5.1.1.Amibes.....5

➤ *Entamoeba histolytica*6

➤ *Entamoeba coli*8

➤ *Endolimax nanus*8

I.1.5.1.2.Flagellés9

➤ *Giardia intestinalis*10

I.1.5.1. .Ciliés11

➤ *Balantidium coli*11

I.1.5.1.4. Sporozoaire ou coccidies13

➤ *Cryptosporidium sp*.....13

I.1.5.1.5. Blastocystis hominis14

I.1.5.2.Helminthes16

I.1.5.2.1.Plathelminthes17

A. Cestodes18

➤ <i>Taenia saginata</i>	18
B. Trématode	19
B.1.Douve	19
➤ <i>Fasciola hepatica</i>	19
B.2.Schistosomes	20
I.1.5.2.2.Némathelminthes	21
A .Nématode	21
➤ <i>Ascaris lumbricoides</i>	21
I.2.Diagnostique biologique et traitement des parasitoses intestinales	213
I.2.3.Traitement des parasitoses intestinales	25
I.3.Prévention et prophylaxie des parasitoses intestinales	26

Chapitre II : Matériel et Méthodes

II.1. Période et type d'étude	28
II.2.Population d'étude	28
II.3.Matériel biologique	29
II.3.2.Matériel non biologique	29
II.4.Méthode	130
II.4.1.Prélèvementde malade pour l'examen coprologique	130
II.4.1.2.Prélevement	30
II.4.2.Examen parasitologique des selles	31
II.4.2..1.Examen macroscopique	31
II.4.2.2.Examen microscopique	32
II.4.2.2.1.Examen directe	32
II.4.2.3.Techniques de concentration des selles	35
II.4.2.4.Coloration de Ziehl Neelson modifiée	41
II.5.Analyse statistique	46

Chapitre III : Résultats et Discussion

III. Résultats	47
III.1.1.Caractères généraux de la population étudiée	47
III.1.2.Prévalence des parasitoses intestinales chez la population étudiée	49
III.1.2.1.Résultat de l'examen macroscopique des selles.....	50
III.1.2.2.Résultats de l'examen microscopique des selles	51
III.1.2.3.Répartition des cas des parasitoses intestinales selon le sexe	58
III.2.4. Répartition des cas des parasitoses intestinales selon l'âge	59
III.2.5. Répartition des cas des parasitoses intestinales selon les signes cliniques	60
III.2.6. Répartition des espèces parasitaires identifiées selon la technique utilisée.....	62
III. Discussion	63
Conclusion	69
Références bibliographiques	71
Annexes	

Introduction

Introduction

L'Afrique, par sa situation quasi-entière dans la ceinture intertropicale constitue un terrain de prédilection pour les affections parasitaires. Parmi ces affections, les parasitoses intestinales occupent une place de choix. Dans tous les pays africains, la quasi-totalité de la population est infesté à un moment de leur vie (**OMS, 1982**). Ces parasitoses 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 (**Nicolas, *et al.*, 2002**). Elles soulèvent de sérieux problèmes sur le plan sanitaire et social en entraînant une malabsorption, des diarrhées, une spoliation sanguine, une altération de la capacité de travail et un ralentissement de la croissance (**Afriad, 2018**).

En Algérie, comme dans tous les pays en voie de développement, les parasitoses digestives sont une préoccupation de santé publique et encore un motif de consultation en pratique médicale (**Nematianet *al.*, 2004**).

Le tube digestif de l'être humain peut être colonisé par plusieurs espèces parasitaires à travers différentes conditions favorables telle que les défauts d'hygiène, absorption d'aliments souillés ou par contamination, l'éducation sanitaire insuffisante et l'usage d'engrais animale.

Les conditions climatiques contribuent largement à l'expansion des parasitoses intestinales en augmentant la transmission et en perpétuant les cycles parasitaires (**Bouchaud et Aumaitre, 1999 ; Santiso, 1997**). Parmi ces organismes, certains occupent un milieu stable où ils sont protégés des fluctuations du milieu extérieur et des agressions des autres organismes libres en prenant comme habitat le tube digestif de l'homme et seraient à l'origine des parasitoses intestinales humaines: les Protozoaires et les Helminthes sont les deux grandes familles de parasites (**Nicolas *et al.*, 2001**).

Le diagnostic des parasitoses intestinales se fait principalement par examen parasitologique des selles ou la coproparasitologie. Il peut se faire par plusieurs techniques et nécessite parfois plusieurs échantillons afin de confirmer la présence des parasites. Pour cela l'objectif de cet étude

c'est d'évaluer la prévalence des parasitoses intestinales chez l'homme (dans la wilaya de Tipaza), déterminer les facteurs (cliniques et épidémiologiques) associés avec les parasitoses intestinales et d'identifier les espèces parasitaires causant les parasitoses digestives, ainsi de déterminer leur fréquence dans la population étudiée.

Ce travail est exposé en trois chapitres :

Dans le premier chapitre, sont développés des généralités et une revue bibliographique sur les endoparasites digestifs pathogènes et non pathogène.

Le deuxième décrit les différentes étapes qui précèdent le diagnostic, le choix de la population étudiée, la préparation du malade à l'examen parasitologique, les techniques de prélèvement des selles, les techniques de l'examen parasitologique des selles (Examen direct, technique de flotation, de Ritchie et la technique de ZihelNeelsen modifiée) et l'analyse statistique.

Le troisième chapitre présente les différents résultats obtenus pendant la période de diagnostic, ainsi que leur discussion. Enfin une conclusion générale assortie de perspectives clôture la présente étude.

Chapitre I
Partie Bibliographique

I.1. Généralités sur les parasitoses intestinales

I.1.1. Parasite

Le parasite est défini comme un être vivant animal ou végétal qui pendant une partie ou la totalité de son existence, vit aux dépens d'autres êtres organismes (hôtes). De nombreux organismes adoptent le parasitisme comme mode de vie. On parle de parasitisme, lorsque le parasite est pathogène pour son hôte (**Gaudiot, 2000**).

I.1.2. Parasitose

La parasitose englobe toutes les maladies causées par un parasite chez un hôte, il est synonyme de maladies parasitaires (**Anofel, 2016**).

I.1.3. Parasitoses intestinales

Les parasitoses intestinales ou les parasitoses digestifs sont des affections dues à des parasites se développant dans l'intestin grêle ou le colon de l'homme et touchant indifféremment toutes les tranches d'âge (**Bonnin, 2016**). Ces Parasitoses sont répandues pratiquement dans le monde entier, et présentent une prévalence élevée dans de nombreuses régions. Même si elles ne s'accompagnent pas d'une mortalité élevée mais il existe des cas qui exigent une hospitalisation (**Zouitni, 2022**).

I.1.4. Répartition géographique

I.1.4.1. Parasitoses cosmopolites

Elles peuvent s'observer sur toute la surface du globe. Cependant, elles sont plus fréquentes en zones tropicales et intertropicales qu'en zones tempérées (**Sulaiman, 2004**).

I.1.4.2. Parasitoses tropicales et intertropicales

Ce sont des parasitoses qui sévissent à l'état endémique exclusivement dans les régions chaudes et humides du globe comme la bilharziose (**Sulaiman, 2004**).

I.1.5. Classification

Les parasites intestinaux de l'homme peuvent être subdivisés selon leur forme microscopique en deux grands groupes qui sont les protozoaires intestinaux ou des parasites unicellulaires et les Helminthes intestinaux qui sont des parasites pluricellulaires (**Figure 1**).

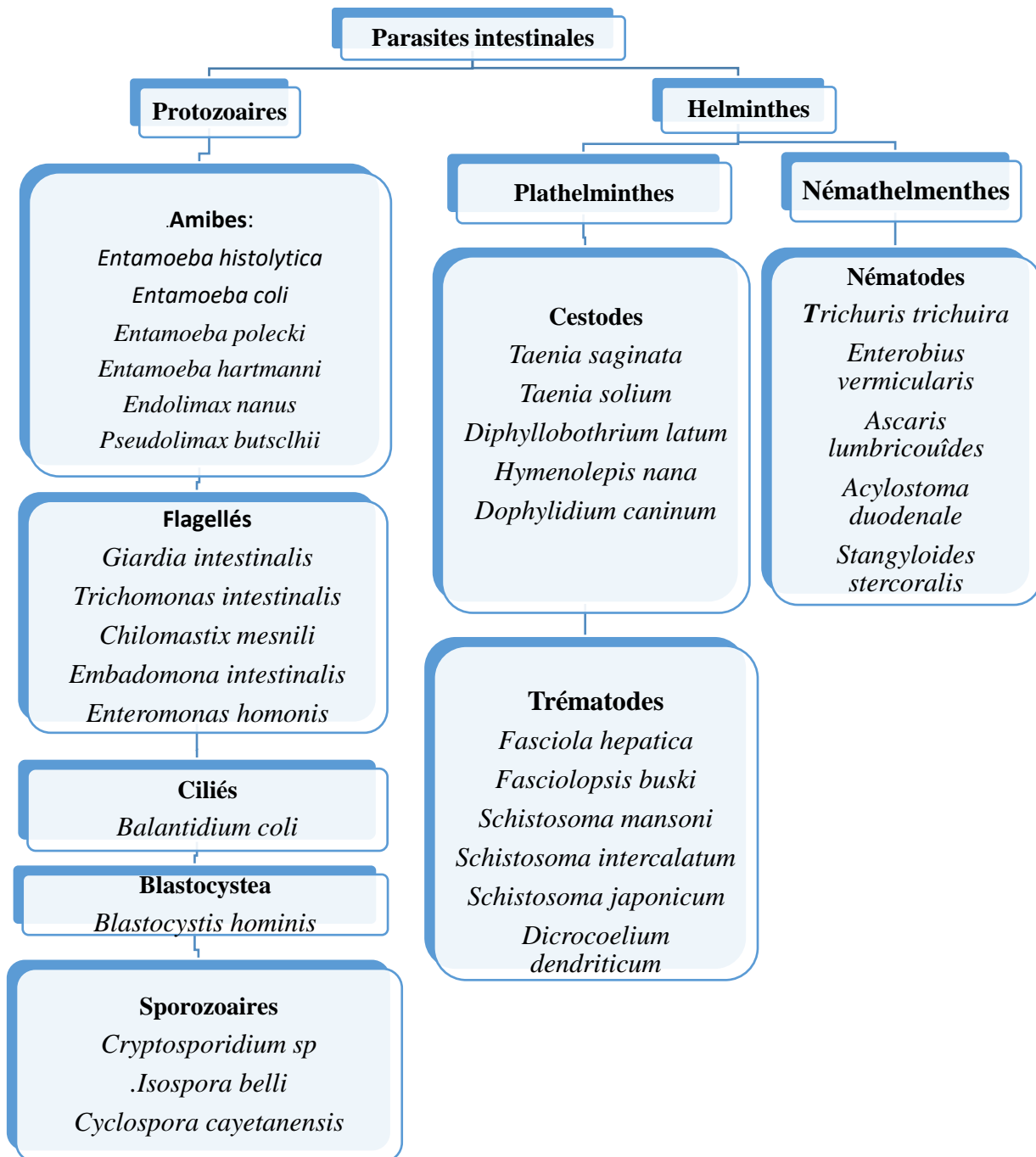


Figure 1 : Classification des parasites intestinaux (El Abriti, 2020).

I.1.5.1. Protozoaires intestinaux

Les Protozoaires sont des organismes unicellulaires microscopique de 1 à 100µm de diamètre, eucaryote hétérotrophes, ils sont aussi bien libres que parasites, ils se nourrissent par osmose pour les formes parasites ou phagocytose pour les formes libres, certaines espèces sont reconnues comme pathogènes pour l'homme, les autres sont commensales du colon et considérées comme peu ou pas pathogènes (**Dani et Saib, 2017**). Ces parasites présentent sous une forme végétative (trophozoïte) ou une forme kystique. En fonction de l'appareil locomoteur, on distingue quatre classes (**Tableau I**) : les amibes, les flagellés les ciliés et les sporozoaires (**Belkaidet al.,1998**).

Tableau I:Classification des protozoaires intestinaux (Amibes et flagellés)(**Belkaidet al.,1998**).

Phylum	Sarcomastigophora			
S/phylum	Sarcodina (amibe)	Mastigophore		
Classe	Lobosasida (rizopodea)	Zoomastigophora		
S/classe	Lobosia			
Ordre	Amoebida	Retortamonidida	Diplomonadida	Trichomonadida
Famille	Entamoebidae	Retortamonidida	Hexamitidae	Trichomonadida
Espèce	<i>Entamoeba histolytica</i> <i>Entamoeba coli</i> <i>Endolimax nanus</i>	<i>Chilomastix mesnili</i>	<i>Giardia intestinales</i>	<i>Trichomonas intestinalis</i>

I.1.5.1.1. Amibes

Les amibes appartiennent à la classe des rhizopodes, dépourvues d'organites locomoteurs, ces parasites déplacent à l'aide de pseudopodes qui assurent leur nutrition. L'intestin de l'homme peut héberger diverses espèces d'amibes, seul *Entamoeba histolytica*(*E. histolytica*) possède un pouvoir pathogène (**Rebih, 2020**).

➤ *Entamoebahystolytica*

❖ **Morphologie**

E.histolytica est spécifiquement humaine et responsable de la maladie d'amibiase, qui est beaucoup plus fréquente en zone tropicale principalement dans les milieux humides. Cette amibe se présente sous trois formes :

Les formes végétatives sont :

- ***Entamoeba histolytica*** : c'est la forme végétative pathogène, elle a une taille de 20 à 40 μ . Une nette différenciation entre l'endoplasme qui est granuleux et contient des hématies, alors que l'ectoplasme est hyalin sous microscope et permet une meilleure visualisation du noyau et sa structure après coloration (**Belkaidet al., 1992**).
- ***Entamoeba histolytica minuta*** : c'est la forme végétative non pathogène. Elle a une taille de 15 à 20 μ m. Une différenciation peu nette entre l'endoplasme et l'ectoplasme (**Belkaidet al., 1992**). La formation des pseudopodes aboutit à un mouvement dirigé (**Brumpt et Brumpt, 1997**) (**Annexe 1**).
- **Une forme kystique** : Le kyste représente la forme infestant pour l'homme, il mesure de 12 à 14 μ m de diamètre. Il se présente sous une forme généralement arrondie avec une paroi épaisse et réfringente. Le kyste mur possède quatre noyaux avec la présence des cristalloïdes (**Belkaidet al., 1992**)(**Annexe 1**).

❖ **Cycle biologique**

Le cycle évolutif d'*E. histolytica* est monoxène, dont il existe deux types de cycles (**Figure 2**) (**Bonnet, 2008**).

- Un cycle non pathogène responsable de l'amibiase infestation :
L'Homme se contamine en ingérant les kystes mûrs avec les aliments souillés par les matières fécales. Un dékystement se produit dans l'intestin grêle, libérant des trophozoïtes à 4 noyaux. Chaque trophozoïte subit une division nucléaire donnant 8 petites amibes sous forme minuta, forme non pathogène. 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 (**Ripert, 1996**).

- Un cycle pathogène responsable de l'amibiase maladie :

Lors d'un affaiblissement du système immunitaire, ou d'un déséquilibre de la flore, *E. histolytica minuta* se transforme en *E. histolytica type histolytica* qui est hématophage, *E. histolytica type histolytica* se multiplie par scissiparité, certaines d'entre elles vont s'éliminer dans le milieu extérieur soit sous forme végétative dans les glaires sanglantes, soit elles vont se transformer d'abord en type *minuta* et après être éliminées sous forme de kystes aboutissant à la fin de la crise amibienne (OMS, 1982). L'amibe *E. histolytica* ne s'enkyste jamais (Fall, 2006).

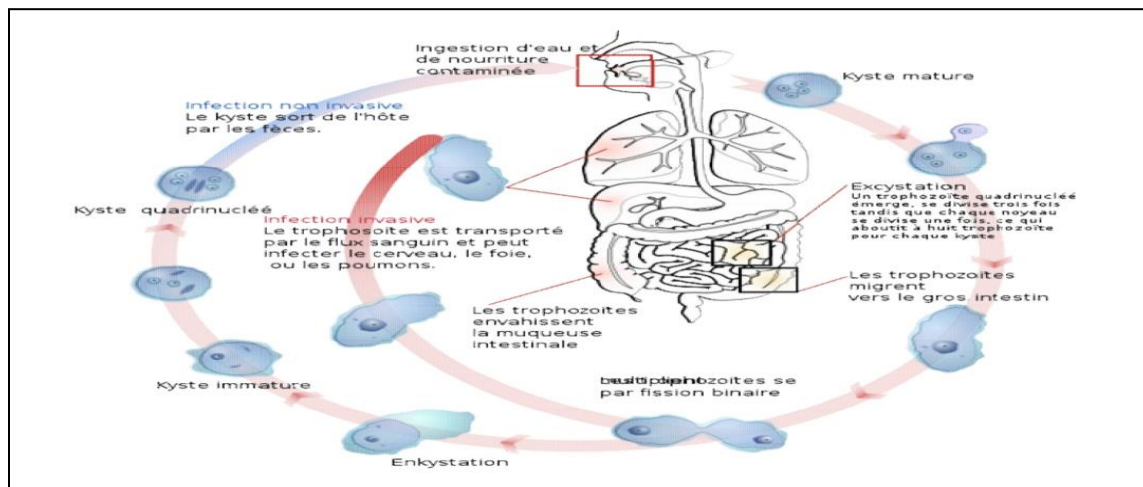


Figure 2 : Cycle d'infestation de l'*Entamoeba histolytica* (Durand et al., 2004).

❖ Symptômes

• Amibiase intestinale

D'apparition généralement brutale ou parfois annoncée par une diarrhée d'apparence banale et d'aggravation graduelle, elle est caractérisée par un syndrome dysentérique associant l'émission de 5 à 15 selles glairo-sanglantes par jour (Naima, 2020), une perte d'appétit, une langue saburrale, des douleurs abdominales, des ténesmes. Le toucher rectale souvent douloureux (Merens, 2005).

• Amibiase extra-intestinale

✚ Amibiase hépatique

✚ Amibiase pleuro-pulmonaire

➤ *Entamoeba coli*

C'est une amibe cosmopolite, qui vit et se multiplie dans le gros intestin. *Entamoeba coli* (*ENT. coli*) est considérée comme espèce non pathogène et qui existe fréquemment en tant qu'un parasite commensal dans le tractus gastro-intestinal humain (**youдри, 2021**).

❖ Morphologie

- **Forme végétative** : Elle se déplace par des pseudopodes non rectilignes; elle mesure de 20 à 35µm. Le cytoplasme est granuleux contenant de grosses vacuoles alors on note une faible différenciation entre l'ectoplasme et l'endoplasme (**Belkaidetal.,1992**)(Annexe 1).
- **Kyste d'*ENT. coli*** : Le kyste mesure de 18 à 20 µm de diamètre, de forme sphérique parfois il peut être ovoïde, il peut contenir selon son degré de maturité un à 8 noyaux avec une vacuole dont la taille diminue avec l'âge du kyste (**Belkaidet al.,1992**)(Annexe 1).

❖ Cycle biologique

Semblable au cycle de vie d'*Entamoeba. Histolytica* mais elle ne présente pas de stade invasif. Le kyste de l'*ENT. coli* peut survivre à l'extérieur du corps et peut être transmis à l'homme par l'ingestion d'eau ou d'aliments contaminés. Il peut également être transmis directement par contact de personne à personne (voie oro-fécale) pendant que les kystes sont dans l'intestin grêle, les trophozoïte émergent, passent dans le côlon et se multiplient. Les kystes et les trophozoïte sont excrétés dans les fèces (**Verweijet al.,2003**).

❖ symptômes

Pour la plus part des cas sont asymptomatique quand l'infection est légère, mais en cas d'infection grave, elle peut provoquer des douleurs abdominales basses, de diarrhée ou de constipation et une carence en vitamine D. Elle peut provoquer de graves problèmes affectant le système cardiovasculaire(**youдри, 2021**).

➤ *Endolimaxnanus*

Selon l'OMS,*Endolimax nana* (*E. nana*) a changé de nom pour devenir *Endolimax nanus* (*E. nanus*). C'est une petite amibe cosmopolite et non pathogène.

❖ Morphologie

- **Forme végétative** : Les trophozoïtes mesurent de 8 à 12µm de long, ils se déplacent par des pseudopodes (**Belkaidet al.,1992**) et peuvent atteindre une taille de 30 µm pendant la locomotion. Ils se nourrissent exclusivement de bactéries et se divisent par fission binaire. La coloration fait apparaître un noyau qui est vésiculaire et sphérique, mesurant de 2 à 2,5 µm, avec un caryosome polymorphe (**you dri, 2021**)(Annexe 1).
- **Forme kystique** : Les kystes sont de petite taille : 6 à 9 µm de long et 3à 6 µm de large(**Belkaidet al.,1992**).La paroi de ces kystes est mince, elle contient quatre noyaux regroupés en deux au extrémités (**Rafai, 2017**) avec un gros caryosome excentrique (**Wery et paskoff, 1995**)(Annexe 1).

❖ Cycle Biologique

Les kystes sont responsables de la transmission. L'amibe s'échappe par un pore de la paroi du kyste, se divise en amibes non nucléées et passe au stade trophique. Les trophozoïtes migrent vers le gros intestin, se multiplient par fission binaire et produisent des kystes. Les deux formes passent dans les fèces (**you dri, 2021**).

❖ symptômes

L'Endolimax peut provoquer une irritation des cryptes de la muqueuse intestinale, avec des associations entre la diarrhée et les infections (**Swerdlow et Burrow,1955 ; Ikbalet al.,2001**).Tous les cas ont bien répondu au traitement (**Graczyket al.,2005**).

I.1.5.1.2. Flagellés

Les flagellés sont des protozoaires menés d'un ou plusieurs flagelles qui leur servent d'organes locomoteurs. On trouve ses protozoaires dans les selles sous deux formes, une forme végétative ou les trophozoïtes et une forme kystique (**Anonyme, 2014**).

On trouve cinq genres essentiels qui intéressent la parasitologie humaine :

- ❖ Giardia (*Giardia intestinalis*)
- ❖ Enteromonas (*Enteromonas hominis*)
- ❖ Trichomonas (*Trichomonas intestinalis*)
- ❖ Chilomastix (*Chilomastix mesnili*)
- ❖ Embadomonas (*Embadomonas intestinalis*) (**Zouitni, 2022**).

➤ ***Giardia intestinalis (lamblia intestinalis)***

Giardia intestinalis (*G. intestinalis*), également connu sous le nom de *G. lamblia* ou *G. duodenalis*, est un parasite cosmopolite (Adam, 2001). Il est plus fréquent chez l'enfant que chez l'adulte et serait souvent retrouvé dans les pays tropicaux au niveau du duodénum et jéjunum (Saybou, 2012). Il se présente sous une forme végétative qui est responsable de la giardiose, et la forme kystique qui est responsable de sa survie dans le milieu extérieur et sa transmission par voie oro-fécale (Kalkan et Dagli, 2010).

❖ **Morphologie**

• **Forme végétative ou trophozoïte**

Le trophozoïte mesure de 10 à 20 µm de long sur 6-10 µm de large, il apparaît sous forme d'un organisme piriforme (Fall, 2006). L'extrémité antérieure est arrondie et l'extrémité postérieure effilée se prolonge par deux flagellés, le trophozoïte possède une structure bilatérale parfaite avec deux noyaux, deux blépharoblastes, d'un axostyle médiane et quatre paires de flagelle, lui donnent une grande mobilité (Belkaidet al., 1998) (Annexe 1).

• **Forme kystique**

Le kyste est ovalaire, il mesure de 8-12 µm de long sur 7-10 µm de large et immobile, dont le cytoplasme contient quatre noyaux à l'état mûr séparés par des restants flagellaires en forme de S (Fall, 2006) avec un double contour membranaire (Belkaidet al., 1998) (Annexe 1).

❖ **Cycle biologique**

Les kystes sont libérés de façon discontinue dans les selles. Ils sont directement infectants et responsables de la transmission du parasite. Après ingestion, une libération au niveau du duodénum des trophozoïtes en fin de division qui s'adhèrent aux entérocytes puis se multiplient par division binaire. Les selles des malades sont la principale source de danger, La transmission interhumaine directe par contact est fréquente. Le principal véhicule de la contamination est l'eau (Figure 3) (Afriad, 2018).

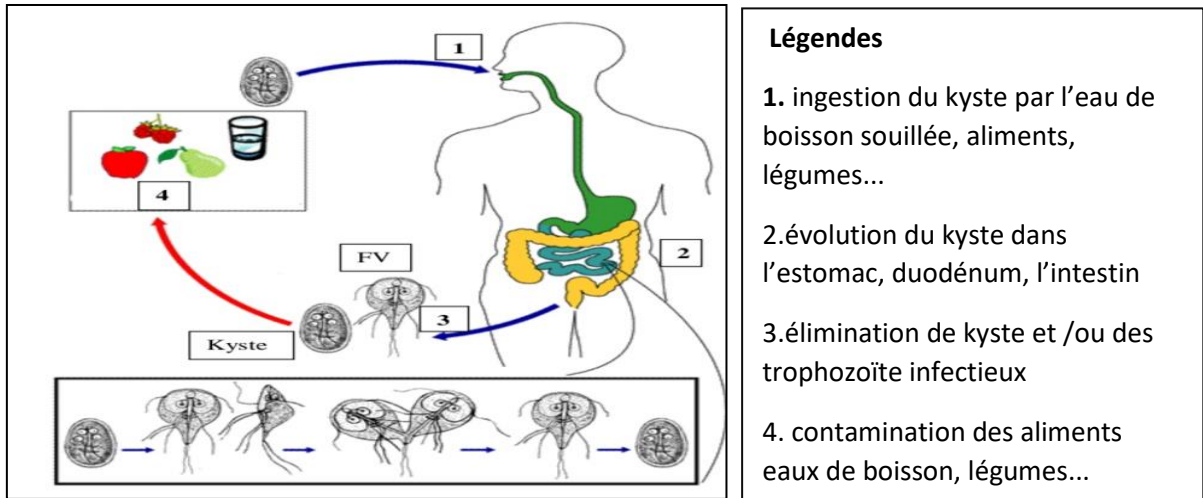


Figure 3 : cycle évolutif de giardia intestinalis (site 1)

❖ **Symptômes**

L'anorexie, descéphalées, un ballonnement abdominal post_prandial, soulagées par des vomissements, de diarrhée aqueuse (10à 15 selles par jour) s'accompagnant parfois des ténesmes (Belkaidet al.,1998), une malabsorption fréquemment des sucres, des lipides et des protides (Belkaidet al.,1998)avec une cassure de la courbe de poids (Wolfe,1990).

I.1.5.1.3. Ciliés

Ce sont des protozoaires cosmopolites(Saybou, 2012).L'espèce la plus pathogène pour l'Homme c'est *Balantidium coli*(*B. coli*) (Tableau II) qui est responsable d'une inflammation appelée balantidiose(Zouitni, 2022).

Tableau II : Classification des protozoaires intestinaux (Ciliés) (Belkaidet al.,1998).

Embranchement	Classe	Ordre	Famille	Espace
Ciliophora	Kinetofragminophore	Trichostomatida	Balantidae	<i>Balantidium coli</i>

➤ *Balantidium coli*

❖ Morphologie

• Forme végétative

Elle est ovoïde et totalement ciliée (Wery et Paskoff, 1995). Le trophozoïte mesure 90 à 200 µm de long sur 60 à 80 µm de large. Il possède 2 noyaux, un macronucléus végétatif et un micronucléus reproducteur, elle renferme deux vacuoles contractiles : une terminale et une médiane (Belkaid et al., 2013) (Annexe 1).

• La forme kystique

Le kyste est de forme arrondie avec un diamètre de 50-60 µm. Comportant une paroi épaisse et transparente avec persistance des cils. La visibilité des noyaux est très claire (Guillaume, 2007). Les kystes sont retrouvés dans les selles solides et pâteuses (Fall, 2006) (Annexe 1).

❖ Cycle évolutif

B. coli est l'espèce la plus pathogène pour l'Homme d'une manière accidentelle puisque le principal hôte est le porc, c'est un parasite du colon et du caecum (Mehlhorn, 2008). Fait suite à l'ingestion des kystes, leur paroi est fendue et la forme végétative en sort et gagne le colon (El Abriti, 2020). Ils se multiplient par scissiparité et par conjugaison, Les kystes sont alors rejetés dans le milieu extérieur par les selles (Figure 4) (Fall, 2006).

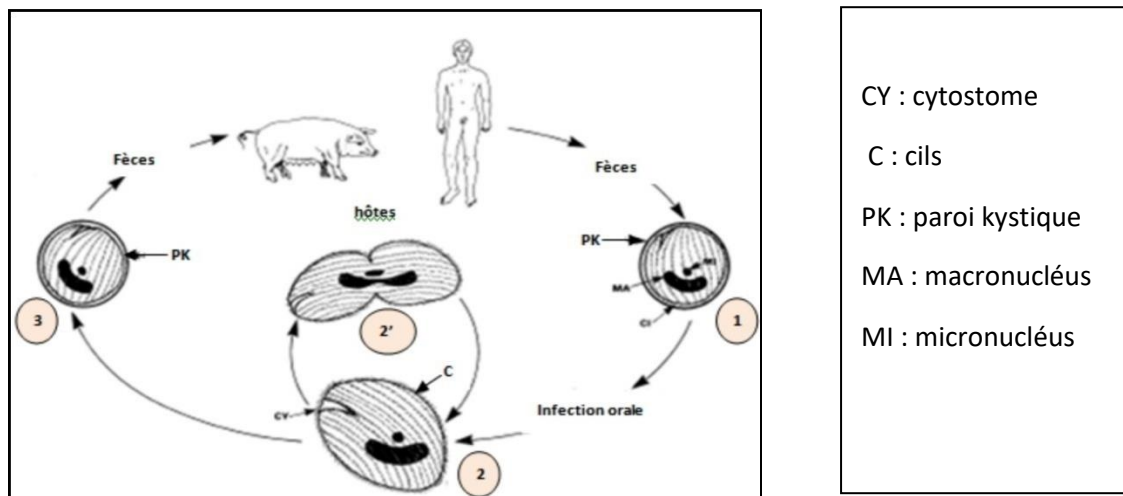


Figure 4 : Cycle biologique de *Balantidium coli* (Mehlhorn, 2008).

❖ Symptômes

Des troubles digestifs avec une colite chronique avec une alternance de diarrhée, douleurs abdominales, et de constipation, des perforations, des hémorragies coliques et des abcès hépatiques ont été décrits dans les formes sévères (Saybou, 2012).

I.1.5.1.4. Sporozoairesou coccidies

Les coccidies intestinalesappartiennentchez l'homme au genre: *Cryptosporidium*, *Isospora*, et *Cyclospora* (Tableau III).

Tableau III : Classification des protozoaires intestinaux (Coccidés) (Belkaidet al.,1998).

emb	S/emb	classe	s/classe	ordre	famille	espèce
Protozoa	Apicom-plexa	Sporozoasida	Coccidea	Eimeriida	Eimeriidae	<i>Isospora belli</i> <i>Cryptosporidiumsp</i> <i>Cyclospora cayetanensis</i>

➤ *Cryptosporidiumsp*

Cryptosporidiumsp estun parasite de la cellule intestinale (Aajaouj, 2015). On distingue actuellement, plus de 20 espèces au sein du genre *Cryptosporidium* dont la principale espèce est*Cryptosporidiumhominis*, infectant uniquement l'homme et provoque la cryptosporidiose (Xiao et Feng,2008). Ce genre est capable de se multiplier dans un environnement extracellulaire (Afriad,2018).

❖ Morphologie

• Oocystes

Les oocystes sont sphériques ou ovoïdes, ils mesurent de 4,5 à 5µm (Kohet al, 2013) et caractérisés par la présence d'une paroi très résistante (Semmani, 2019), Contenant quatre sporozoaires et un corps résiduel (Aajaouj, 2015).

• Trophozoïte

Les sporozoaires libérés sont transformés en trophozoïtes qui sont caractérisés par la présence d'un grand noyau, et d'une organelle de nutrition bien développée (Valigurova *et al.*, 2008).

- **Les mérontes de types I et II**

Ces derniers vont initier la reproduction sexuée (Kohet *et al.*, 2013). Les deux types de mérontes mesurent entre 4 et 5 μm de diamètre. Les mérontes de type I, issus de la première multiplication asexuée contiennent 6 à 8 mérozoïtes, alors que les mérontes issus de la 2^{ème} multiplication ne contiennent que 4 mérozoïtes (Valigurova *et al.*, 2008).

- **Les macrogamontes et les microgamontes**

Les mérozoïtes de deuxième multiplication produiront les microgamontes mâles et les macrogamontes femelles (Kohet *et al.*, 2013). Les macrogamontes ont une forme sphérique à ovoïde et une taille comprise entre 4 et 6 μm , avec la présence d'une vacuole et un noyau (Valigurova *et al.*, 2008). Les microgamontes deviennent multinucléés et peuvent produire jusqu'à 16 microgamètes (Kohet *et al.*, 2013).

❖ **Cycle évolutif**

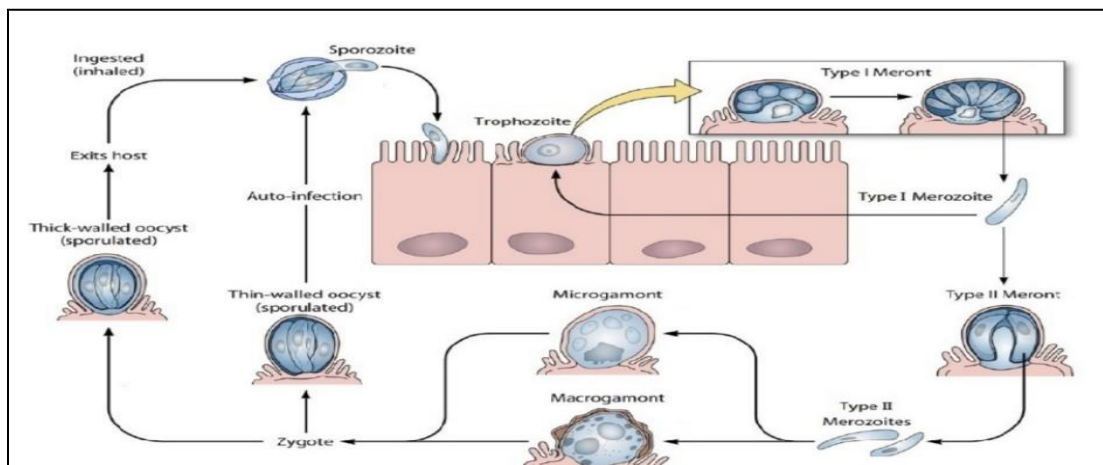


Figure 5 : représentation schématique du cycle de développement biologique de *Cryptosporidium* sp. (Molkhou, 2013).

❖ **Symptômes**

- Chez le sujet immunocompétent : Absence de signes (forme asymptomatique) ou gastroentérite banale.

- Chez le sujet immunodéprimé en particulier le sujet infecté par le VIH :La symptomatologie varie en fonction du nombre des lymphocytes CD4+ : nombre supérieur à 150/mm³ : même tableau clinique que celui du sujet immunocompétent, nombre inférieur à 100/mm³ : développement d'une infection chronique grave (Saybou ,2012).

I.1.5.1.5. *Blastocystishominis*

Le *Blastocystishominis* (*B. hominis*) est un protozoaire polymorphe, cosmopolite (Wawrzyniak,2012), qui fut longtemps considéré comme une levure saprophyte (Norihitoet al.,1996), ses infections étant plus répandues dans les régions tropicales et subtropicales (Garavellie et Libanor, 1993),Il est plus infestant chez les adultes que les enfants (youдри,2021). Le mode de contamination se fait par voieoro-fécale (Wawrzyniak,2012) (Tableau IV).

Tableau IV : Classification des protozoaires intestinaux (Blastocystidae) (Belkaidet al.,1998).

embranchement	classe	ordre	famille	espèce
Blastocysta	Blastocys-tea	Blastocy-stida	Blastocytidae	<i>Blastocystis hominis</i>

❖ Morphologie

Blastocystis sp. Est un protozoaire qui possède plusieurs formes (Stenzel et Boreham, 1996) :

- **Forme vacuolaire**

La forme vacuolaire est la forme la plus fréquemment retrouvée dans les selles, de forme ronde, de taille qui varie entre 2 µm à 200 µm (Wawrzyniak, 2012). Cette forme est caractérisée par une grande vacuole centrale avec une membrane cytoplasmique entourée d'une fine couche fibrillaire. Il peut y avoir sept noyaux au maximum(El Arbiti, 2020).

- **Forme granulaire**

Sa taille est légèrement plus petite que celle de la forme vacuolaire, et varie de 3 à 80 µm (Wawrzyniak,2012), elle est caractérisée par un grand nombre de granules cytoplasmiques r situés dans la vacuole centrale (El Arbiti,2020).

- **Forme amiboïde**

C'est la forme intermédiaire, rarement observée en culture et retrouvée dans les selles diarrhéiques (El Arbiti, 2020). Sa taille varie entre 2,6 et 7,8 μm , elle est de forme irrégulière avec un noyau central prédominant, dépourvue de vacuole, ces formes semblent immobiles (Wawrzyniak, 2012).

- **Forme kystique**

C'est la forme infectante, retrouvée dans les fèces stockées plusieurs jours, sa taille allant de 3 à 5 μm du diamètre (Stenzel et Boreham, 1991), de forme sphérique à ovoïde, elle est protégée par une paroi épaisse et le cytoplasme contient un à quatre noyaux et de multiples vacuoles (Youdri, 2021).

- ❖ **Cycle biologique**

L'enkystement se produit lors de passage dans le gros intestin et les kystes vont éliminer par les selles. Pendant le développement du kyste de *B. Hominis*, il exprime différents modes de reproduction (diffusion asexuée, bourgeonnement, fission multiple et schizogonie (Figure 6) (Tan, 2008).

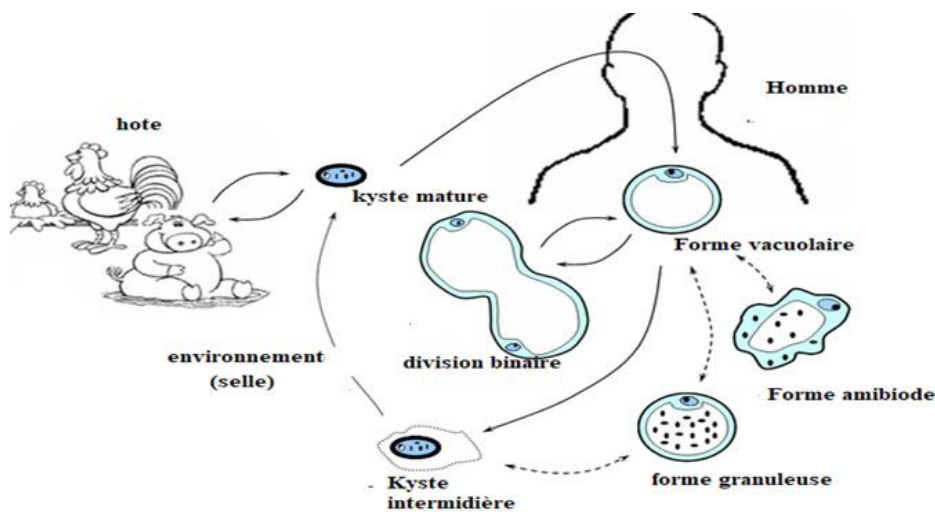


Figure 6 : cycle évolutif de *Blastocystis hominis* (Lorgeril, 2011)

- ❖ **Symptômes**

On parle de blastocystose lorsque l'examen parasitologique des selles révèle la présence du parasite avec un nombre supérieur à 5 (Lorgeril, 2011). Les signes cliniques les plus fréquemment rencontrés sont des signes digestifs tels que la diarrhée, les douleurs abdominales sont fréquentes et relativement modérées et la flatulence (Tan, 2004).

I.1.5.2. Helminthes

Les helminthes ou métazoaires sont des vers endoparasites pluricellulaires macroscopiques à sexe séparé (Jucanquemin, 1994), ils vivent à l'intérieur du corps de l'hôte. Qui se répartissent en deux sous embranchements (Tableau V):

Tableau V : Classification des helminthes intestinaux (Belkaidet al.,1998)

Em b	Sous /Emb	Classe	Sous /cl	Ordre	Famille	Espèce	
H E L M I N T H E	Plathelminthe	Trematoda	digenca	Echinostomida	Fasciolidae	<i>Fasciolopsis buski</i>	
						<i>Fasciola hepatica</i>	
						<i>Schistosoma mansoni</i>	
						<i>Schistosoma intercalatum</i>	
							<i>Schistosoma japonicum</i>
							<i>Dicrocoelium dendriticum</i>
		cestoda	Eucestoda	Cyclophyllidea	Hymenolepidae		<i>Hemenolepis nana</i>
						taeniidae	<i>Taenia saginata</i>
							<i>Taenia solium</i>
				Pseudophyllida	Diphyllobothriidae		<i>Diphyllobotrium Latum</i>
						<i>Dophylidium caninum</i>	
	Némathelminthe	Secernentea (phasmide)		Ascaridida	Ascarididae	<i>Ascaris lumbricoides</i>	
				oxyurida	oxyuridae	<i>Enterobius vermicularis</i>	
				Strongylida	Ancylostomatidae	<i>Ancylostoma duodenale</i>	
				rhabditia	Strongyloididae	<i>Strongyloides stercoralis</i>	
			Adenophorea		enoplida	Trichuridae	<i>Trichuris trichiura</i>

I.1.5.2.1.Plathelminthes

Sont des vers plats à corps segmenté ou pas, dont le corps est aplati dorso ventralement, leur cavité génitale est comblée par un tissu mésenchymateux (Nozaiset *al.*,1996). Ils sont subdivisés en deux classes :

I.1.5.2.1.Plathelminthes

Sont des vers plats à corps segmenté ou pas, dont le corps est aplati dorso ventralement, leur cavité génitale est comblée par un tissu mésenchymateux (Nozaiset *al.*,1996). Ils sont subdivisés en deux classes :

A. Cestodes

Généralement hermaphrodites qui parasitent l'homme au stade adulte (Bronstein et Klotez,2005). Ils sont caractérisés par une forme rubanée plat et segmentée.

➤ *Taeniasaginata*

C'est un parasite cosmopolite strictement humain qui se développe dans l'intestin grêle (Anofel, 2007). Il provoque des téniasis à travers la forme larvaire *cysticercus bovis* (Catherine, 2000) par la consommation de la viande d'un bœuf contenant les larves de *Taenia saginata* (*T. saginata*).

❖ Morphologie

- **L'œuf** : elle mesure 50 µm de diamètre, il renferme deux coques dont la membrane vitelline, l'externe est fragile, épaisse et translucide contenant des granules réfringentes, et l'interne brune sombre, radiée et résistante (Dominique, 2007)et possède un embryon hexacanthé (Belkaidet *al.*, 1992)(Annexe 1).
- **L'adulte** : c'est un ver plat blanc segmenté, de 4 à 12 m de long avec un scolex (tête) interne de 4 ventouses sans rostre et des crochets lui permettant la fixation à la muqueuse de l'intestin grêle (Guillaume, 2007), le cou allongé est moins large que la tête. Le strobile est composé d'une chaîne de segments qui forme des anneaux avec des ramifications utérines contenant des ports génitaux dont la distribution est irrégulièrement alternés (Pascal *et al.*, 2014)(Annexe 1).

- **Larve cysticercoïde** : le développement complet se fait en 9 à 10 semaines (Catherine, 2000) : Elle possède une paroi épaisse et contient une faible quantité de liquide avec un seul scolex invaginé doté de quatre ventouses et un crocheet (Rifai, 2017).

❖ Cycle évolutif :

Chez l'homme (hôte définitive) la contamination se fait après consommation de la viande mal cuite qui contient les larves infectantes (*Cysticercose bovis*). Après deux à trois mois (*T. saginata*), devient adulte dans la partie supérieure de l'intestin grêle et les anneaux murs sortent activement en dehors de la défécation par petits amas.

Chez le bovin hôte intermédiaire (HI) (bœuf), les embryophores avalés se lysent et libèrent un embryon hexacanthe, qui traverse la paroi intestinale et dissémine dans tout l'organisme (surtout dans le tissu périmusculaire). Ces larves deviennent des cysticerques (Guillaume, 2007). Les muscles à hautes activités métaboliques sont les plus infectés comme (myocarde,

langue, masséters, diaphragme) (Figure 7) (Pandey et Ziam, 2010).

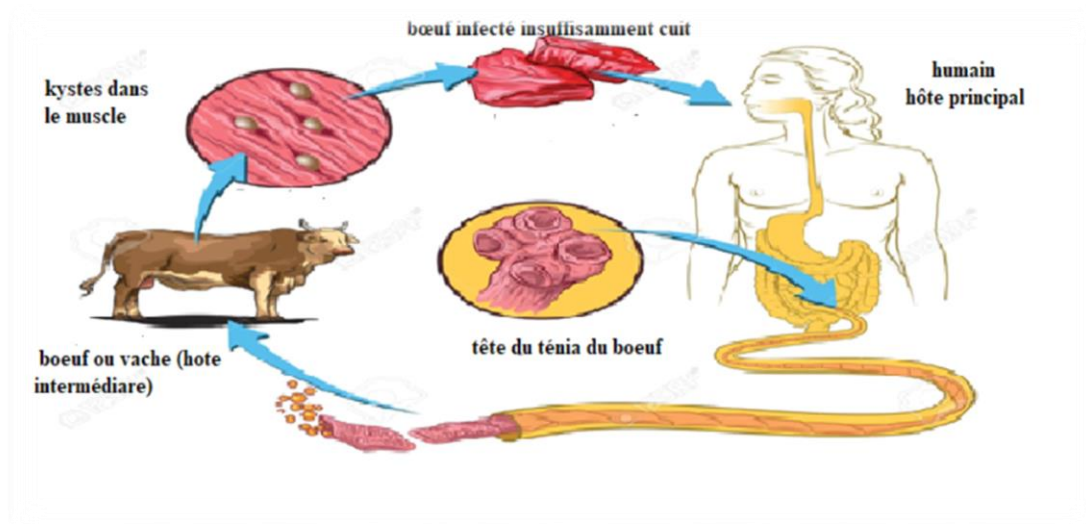


Figure 7 : Cycle évolutif de *Taenia saginata* (site 2)

❖ Symptômes

Douleurs abdominales, prurit anal, nausées et troubles de l'appétit (**Moulinier, 2003**).

B. Trématode

Ils sont des vers plats parasitaires pourvus d'un tube digestif incomplet et d'un corps non segmenté. On distingue deux classes (**Wer, 1995**) :

B.1. Douves

Ce parasite est hermaphrodite, il est responsable de la distomatose chez l'animal et l'homme qui est en relation avec les habitudes culinaires (**Guillaume,2007**). Il existe plusieurs espèces éliminant leurs œufs par la voie intestinale (**Belkaidet al.,1992**).

➤ *Fasciolahepatica*

La grande douve du foie ou *Fasciolahepatica(F.hepatica)* est responsable au Faciolose. C'est un parasite normal du bétail, qui peut accidentellement évoluer dans les canaux biliaires de l'homme (**Jaquemin et Jaquemin, 1979**) par une transmission orale (**Rey, 2005**).

❖ Morphologie :

- **L'œuf** : ovoïde et operculé, elle mesure de 130 à 145 µm de long sur 70 à 90 µm de large (**Catherine, 2000**). Elle possède une coque mince et lisse qui renferme une masse embryonnaire contenant plusieurs cellules (**Belkaidet al ., 1992**)(Annexe 1).
- **L'adulte** :il mesure 20 à 30 mm de couleur beige rosé foliacé avec un cône céphalique (**Jaquemin et Jaqueminantérieur, 1979**)(Annexe 1).

Cycle de vie

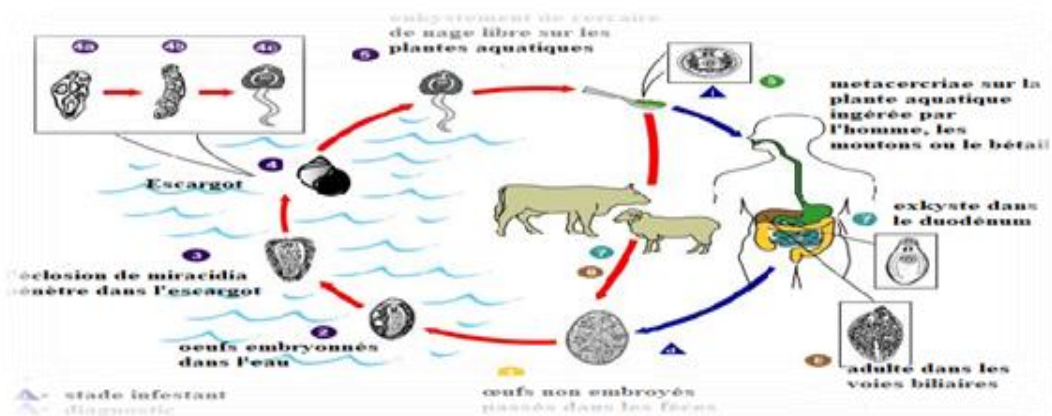


Figure 8 : Cycle de vie *Fasciola hepatica* (site 3)

❖ Symptômes

Une jaunisse (ictère), douleurs, gonflement des articulations et une urticaire (éruption ressemblant à une piqûre d'orties).

B.2. Schistosomes

Les schistosomes ou les bilharzioses sont des vers hématophages à sexes séparés, vivants au stade adulte dans le système circulatoire des mammifères (Magalhães *et al.*, 2011).

La bilharziose est la seule maladie parasitaire génito-urinaire qui existe en Algérie (Khiati, 2011). Il y a cinq espèces parasites qui infectent le système gastro-intestinal et mésentérique de l'homme (*Schistosoma mansoni*, *Schistosoma intercalatum*, *Schistosoma japonicum*, *Schistosomamekongi* et *Schistosoma guinéensis*) qui sont retrouvées au niveau des selles (Dupouy-Camet *et al.*, 2016). *Schistosome haematobium* est retrouvée dans les urines (Belkaid *et al.*, 1992).

I.1.5.2.2. Nématelminthes

Ce sont des vers ronds à sexes séparés et qui sont représentés par une seule classe.

A. Nématodes

Ce sont des vers cylindriques à revêtement chitineux non segmentés, dépourvus de membre articulés, d'appareils respiratoires et circulatoires, possédant un tube digestif et une cavité générale (Belkaid *et al.*, 1992).

A.1. Nématodes à transmission transcutanée

- *Ankylostoma duodenalis* : C'est un nématode hématophage (Guillame, 2007), les vers adultes sont localisés dans duodénum et s'accrochent sur la muqueuse duodénale par les crochets buccaux (Bourée, 2013). Il cause l'ankylostomose (Magne *et al.*, 1996) (Annexe 1).
- *Strongyloides stercoralis* : C'est un ver rond (Aubry, 2014), il est situé dans le duodénum. Ce parasite cause l'anguillulose, très fréquente en milieu tropical (Bourée, 2013) (Annexe 1).

A.2. Nématode à transmission per os

- *Enterobius vermicularis*: est un petit nématode blanc qui se trouve au niveau du caecum provoque l'oxyurose qui est favorisée par la promiscuité et la mauvaise hygiène (Bourée, 2012) (Annexe 1).
- *Trichuris trichiura*: appelé aussi trichocéphale, c'est un parasite hématophage (Durieux, 1985). Ce parasite est l'agent pathogène du trichocéphalose cosmopolite qui se rencontre surtout dans les régions tropicales et subtropicales (Marchand, 2014).
- *Ascaris lumbricoides*: C'est un ver rond de grande taille, blanche rosé qui vit dans l'intestin de l'homme (Durand, 2005). C'est l'agent pathogène de la maladie l'ascaridiose, l'infestation s'effectue par ingestion des aliments souillés de matière fécales contenant des œufs (Morin, 2004). L'ascaridiose tend à disparaître des régions tempérées, où elle fut habituellement bénigne, mais elle continue à sévir de manière importante dans les pays chauds (Catherine, 2000) (Annexe 1).

❖ Morphologie :

- L'œuf : ellipsoïde de couleur jaune brune, elle mesure de 50 à 75 µm de long sur 40 à 60 µm de large, 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 (Magne *et al.*, 1996 ; Mbaye et Klotez, 2003) (Annexe 1).

- **L'adulte** : dimorphisme sexuelle est présent.
 - ✚ **Le male** : il 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 copulateurs.
 - ✚ **La femelle** : ovipare, elle mesure de 20 à 25 cm de long sur 3 à 6 mm de diamètre. L'extrémité caudale est droite et pointue (**Magne *et al.*, 1996 ; Mbaye et Klotez, 2003**)(Annexe 1).
- ❖ **Cycle de vie**

Les adultes vivent dans l'intestin grêle et ne dépasse pas une année. Après accouplement, les femelles pondent des œufs non embryonnés qui vont être excrétés avec les selles. Dans l'environnement, les œufs deviennent matures durant trois semaines. Elles sont ingérées par l'homme à partir d'aliment souillé et elles atteignent l'intestin grêle puis elles s'éclosent et libèrent des larves infestant. Ces larves traversent la paroi vers le réseau sanguin veineux, après elles passent par le foie puis rejoignent le cœur droit vers les poumons et pénètrent dans les alvéoles pulmonaires. Elles remontent les voies respiratoires jusqu'au pharynx puis elles sont dégluties pour redescendre dans le tube digestif afin de passer au stade adulte dans le jéjunum. Deux mois seront nécessaires aux femelles pour pondre à nouveau des œufs (**Magne *et al.*, 1996 ; Nozaiset *al.*, 1987**).

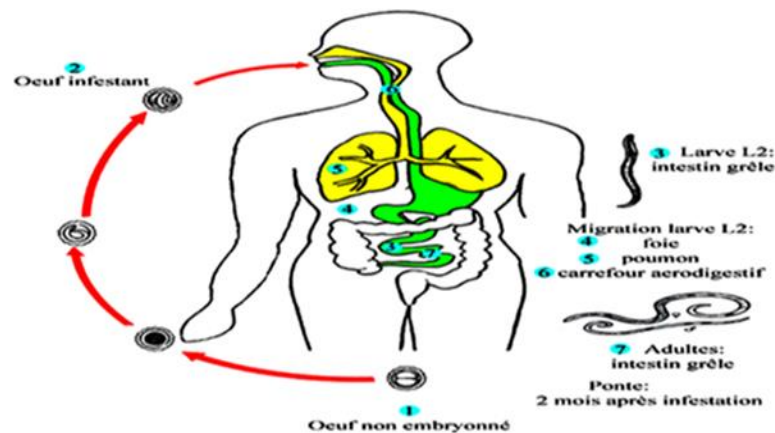


Figure 9 : Cycle évolutif d'*Ascaris lumbricoide*
(Série Rapports Techniques, 1982)

❖ Symptômes

Présence des symptômes urinaires inexplicables (Ex. : hématurie), éosinophilie inexplicée, hydronéphrose, infertilité et cancer de la vessie (**Strickland, 2000 ; Heymann, 2004**).

I.2. Diagnostique biologique et traitement des parasitoses intestinales

Le diagnostic biologique est d'une importance primordiale, car il détermine le traitement, et permettent de contrôler leur efficacité. Ce diagnostic sera confirmé par la découverte de formes parasitaires (œufs, larves, adultes) dans Examen des selles parasitaires (**Nadia, 2015**), ou de prélèvements particuliers. Les techniques utilisées varient suivant les parasites recherchés (**Fall, 2006**).

I.2.1. Diagnostique d'orientation

Le diagnostic d'orientation collecte des Critères épidémiologiques, des critères cliniques plus des examens biologiques.

I.2.2. Diagnostique de certitude :

La méthode de diagnostic la plus spécifique des parasitoses intestinales repose en premier lieu sur l'examen parasitologique des selles (EPS), qui va permettre de reconnaître la majorité des parasites intestinaux (**Flourié,2003**).

I.2.2.1. Le prélèvement

Il constitue une étape essentielle qui rend compte de la qualité des résultats. Le prélèvement soit fait au laboratoire dans un récipient propre à large ouverture, Il peut aussi se faire à domicile par le malade puis apporter au laboratoire (**Fall, 2006**).

I.2.2.2. Examen parasitologiques des selles

Il se divise en deux volets : l'examen macroscopique et l'examen microscopique (**EL Abriti, 2020**) :

I.2.2.2.1. Examen macroscopique

Il renseigne sur:

- l'aspect des selles
- la couleur

- la consistance
- la présence de sang, de glaire et de mucus
- la présence de parasites et de pseudoparasites (oxyure, anneaux de ténia, ascaris (**Fall, 2006**)).

I.2.2.2.2. Examen microscopique

L'examen microscopique est le point capital de l'analyse de la recherche des parasites dans les selles entre lame et lamelle (**Fall, 2006**). Il permet de dépister les œufs et les larves d'Helminthes, les kystes et les formes végétatives d'amibes et de flagellés et les oocystes de coccidies (**Zouitni, 2022**).

➤ Il doit obligatoirement comporter :

✓ **Examen direct:**

La première étape de l'examen microscopique passe par cet examen direct qui se réalise à l'état frais et après coloration (**EL Abriti, 2020**).

✓ **Techniques de concentration :**

Dont les principales sont :

- la méthode de RITCHIE simplifiée,
 - la méthode de BLAGG (MIF-Concentration),
 - la méthode de BAILENGER,
 - la méthode de FAUST,
 - la méthode de WILLIS,
 - la méthode de JANECKSO-URBANYI
- La lecture des lames se fait d'abord au faible grossissement (x10) pour déceler les œufs et les larves d'helminthes puis au grossissement moyen (x40) pour rechercher les formes végétatives et kystiques des protozoaires (**Zouitni, 2022**).
- **Techniques spéciales**
- Scotch-test de Graham (st) : Est un meilleur moyen pour mettre en évidence les œufs d'oxyure et même ceux de *Tænia saginata* retrouvés au niveau de la marge anale et absents au niveau des selles (**Jean, 1993**).

- Technique de Kato : Recherche des œufs d'helminthes seulement, Numération des œufs (EL Abriti, 2020).

I.2.2.2.3.Coproculture

Elles ne sont pas utilisées en routine mais elles ont des indications précises Parce qu'elle nécessite des supports particuliers et un suivi sur plusieurs jours (Ahmed, 2014).

I.2.2.2.4.Diagnostic moléculaire

Le développement de la PCR en temps réel sur des extraits fécaux nouvellement passés permet de distinguer les types d'*E.histolytica*. C'est une méthode rapide et spécifique mais plus coûteuse (EL Abriti, 2020).

I.2.3.Traitement des parasitoses intestinales

Tableau VI: Principaux médicaments utilisés dans le traitement des parasitoses intestinales (Le jeune *et al.*, 2008 ; Prearson, 2018 ; Portnov, 2021 ; Anofel, 2016 ; Cinquetti, 2012 ; Lateef, 2008 et Ansm, 2015 ; Portnov, 2021 ; Edouard et al. 2004 ; Loutane *et al.*, 2007 ; Belhamri, 2015).

Maladie	Médicament	Durée de traitement
Blastocystose	Métronidazole	Adulte : 750 mg à 1g x3/j pendant 5 à 10 jours. Chez l'enfant : 50mg/kg/jour en 3fois .
Giardiose	Métronidazole	Administré par voie orale : Adultes : 250 mg x 3/j pendant 5 à 7 jours. Enfants : 5 mg/kg x 3 /j pendant 5 à 7 jour.
	Tinidazole	Adultes : 2 g une fois Enfants : 50 mg/kg [maximum 2 g] une fois.

	Nitazoxanide (trouve sous forme liquide pour l'enfant)	Age de 1 à 3 ans : 100 mg x 2 /j. 4 à 11 ans : 200 mg 2 fois/jour. Age > 12 ans (adultes, y compris) 500 mg x 2 /j ➤ Tout pendant 3 jours .
	Tétracycline	250mg x4/j pendant 1 à 2mois.
Téniasis	Praziquantel BILTRICIDE® 500mg	Dose unique à 10mg /kg.
Amibiase Cas amibiase hépatique (Stade abcédaire)	Secnidazole SECNOL®500mg	Adulte : 2 g en prise unique enfant : 30 mg/kg/j en pris unique.
	Ivermectine	Adulte : 200 µg/kg en une seule prises).
	Albendazole	15 mg/ kg / jour pendant 7 jours .

I.3.Prévention et prophylaxie des parasitoses intestinales

La prévention des maladies parasitaires en général reste un problème certainement plus important et urgent que le traitement des personnes affectées (**Somda, 1999**). Cette lutte se fixe sur deux objectifs :

- Réduire la mortalité et la morbidité.
- Réduire la prévalence des infections (**Fall, 2006**).

Pour atteindre ces deux objectifs et éviter toute contamination digestive, il faut suivre des mesures prophylaxies qui peuvent être des mesures individuelles ou des mesures collectives.

I.3.1. les mesures individuelles

Elle est basée essentiellement sur des mesures d'hygiène corporelles et des aliments :

- Hygiène des mains avant les repas et après les défécations.
- Protection des aliments contre les mouches et les animaux domestiques (**Ndiaye, 2006**).
- Laver soigneusement les fruits et les légumes.
- Ne consommer que de l'eau potable ou sinon filtrée ou bouillie préalablement;
- Eviter les bains dans les eaux stagnantes.
- Éliminer la viande mal cuite qui va malheureusement à l'encontre des habitudes alimentaires établies.
- Défécation dans des latrines.
- Le port de chaussures est efficace mais faux dans le cadre de certains métiers (agriculture par exemple) (**Jacquemin Et Jacquemin, 1987**).

L'éducation à la santé des enfants d'âge scolaire devrait commencer par des schémas simples de vulgarisation des mesures de prévention individuelles (**Fall, 2006**).

I.3.2. Les mesures collectives :

- Lavage et désinfection des objets usuels de la personne infesté surtout les enfants.
- Nettoyage des tables d'écoles et des sols des chambres.
- Changer la literie et traiter les draps et les couvertures par DDT.
- Le contrôle sanitaire du circuit alimentaire qui intervient d'abord au niveau des cultures maraîchères qui utilisent parfois comme engrais les excréta humains.
- L'hygiène des marchés.

L'élimination des dépôts sauvages d'ordures (**Fall, 2006**)

Chapitre II
Matériel et Méthodes

L'objectif de notre travail est :

- ❖ d'évaluer la prévalence des parasitoses intestinales au sein de la population étudiée ;
- ❖ déterminer les symptômes (cliniques et épidémiologiques) associés avec les parasitoses intestinales ;
- ❖ et d'identifier les espèces parasitaires causant les parasitoses digestives, ainsi de déterminer leur fréquence dans la population étudiée.

II.1.Période et type d'étude

Une étude prospective et descriptive a été menée sur les parasitoses intestinales par le biais d'un examen parasitologique des selles (EPS) chez les patients consultant le laboratoire de parasitologie / Bactériologie de Cherchell (laboratoire d'analyse médical Dr Abdaoui)- wilaya de Tipaza sur une période allant du mois d'Avril au mois de Juin 2022.

II.2. Population d'étude

Notre étude prospective a été portée sur 60 malades (60 échantillons de selles) qui ont consulté au laboratoire médicale dans le cadre d'un contrôle sanitaire ou ceux orientés par un médecin suite à une clinique, présentant Des troubles digestifs.

Dans la présente étude, les deux sexes (hommes et femmes) à différents âges (enfants et adultes) ont été inclus. Par contre, les individus qui sont sous traitement (Antibiotique ou antiparasitaire) ont été exclus de notre population d'étude.

Pour le recrutement des malades, nous avons utilisé une fiche de renseignements (**Annexe2**) renfermant les informations nécessaires relatives à l'interrogatoire subit au niveau de la réception du laboratoire, Celle-ci comprend, l'identité des malades (nom, prénom, sexe et âge), les signes cliniques, maladies associées, traitement Antiparasitaire en cours, et les résultats des examens macroscopiques et microscopiques des selles des patients.

II.3. Matériel

II.3.1. Matériel biologique

Le diagnostic des parasitoses intestinales est portée sur 60 échantillons des selles fraîchement émis.

II.3.2. Matériel non biologique

Le matériel nécessaire pour l'EPS est cité ci-dessous et dans l'**Annexe 3**.

Appareils	Verrerie et consommables	Réactifs
➤ Centrifugeuse.	➤ Verre à pied	➤ Vert de malachite
➤ Balance.	➤ conique.	➤ 3%.
➤ Microscope optique.	➤ Gants.	➤ Acide sulfurique 2%.
	➤ Lames porte-objets.	➤ Méthanol.
	➤ Lamelles couvre-objets.	➤ Ethère.
	➤ Tubes conique	➤ Eau distillée.
	➤ plastique à	➤ Solution de formol.
	➤ centrifuger de 10 ml.	➤ Eau physiologique.
	➤ Passoire.	➤ Fushine phéniquée.
	➤ Pipettes pasteurs.	➤ Lugol
	➤ Tubes secs.	
	➤ Embouts.	
	➤ Entonnoir.	
	➤ Flacons.	
	➤ Bouchons.	
	➤ Micropipette.	

II.4. Méthode

II.4.1. Prélèvement des selles

II.4.1.1. Préparation de malade pour l'examen coprologique :

Il faut obéir aux règles suivantes pendant les trois jours qui précèdent tout examen parasitologique pour éviter les résultats négatifs:

- Interrompre les produits opaques utilisés pour l'examen radiologique.
- les substances grasses, en particulier, les huiles laxatives (paraffine) et les suppositoires.
- certains médicaments qui peuvent avoir un effet antimotilicitaire secondaire.
- les aliments laissant beaucoup de résidus, essentiellement : haricots, petits pois, tomates, pommes, poires.
- Les antiparasitaires, antibiotiques qui ont un effet sur la flore intestinale et les laxatifs.

II.4.1.2. Prélèvement

En raison de la fragilité de nombreux parasites intestinaux et de la nécessité de ne pas modifier leur morphologie pour pouvoir les identifier, le prélèvement a constitué une étape non négligeable de l'EPS. Les prélèvements constituent une étape essentielle pour la qualité des résultats. Le recueil des selles se fait le matin au niveau du laboratoire ou dans la maison dans un flacon plastique propre mettez-le dans des sacs sombre et sec à large ouverture. Parfois, Certaines précautions sont conseillées avant l'EPS comme (**Belkaid *et al.*, 1992**):

- Fournir au patient (quand il s'agit des enfants le flacon est remis au parent ou au garde malade)
- Le flacon est étiqueté lisiblement. Il y est marqué le numéro de consultation ou le numéro de lit du patient.
- Demander au patient d'émettre les selles directement dans le flacon ou sur un morceau de papier (plastifié) et de mettre ensuite les selles dans le flacon en prenant soin de ne pas les mélanger à l'urine qui tue les protozoaires, ni de les souiller.
- Convoyer le plus rapidement possible le prélèvement au laboratoire pour l'examen microscopique car certaines formes végétatives peuvent se décomposer ou se modifier assez rapidement après l'émission des selles et ne seront plus reconnaissables.

- La quantité de selle doit être suffisante pour permettre la mise en œuvre de toutes les techniques nécessaires.

II.4.2. Examen parasitologique des selles

Pour chaque patient un échantillon de selle fraîchement émise sera analysé dans l'heure qui suit la remise du prélèvement coprologique. La méthode de diagnostic la plus spécifique est la mise en évidence des parasites au niveau des selles sous formes de kystes, d'œufs, de larves, ou de formes adultes. En premier lieu, un examen macroscopique devra être réalisé. Dans un deuxième temps, un examen microscopique devra être effectué, un examen à l'état frais et après coloration.

II.4.2.1. Examen macroscopique

Il permet d'obtenir les résultats suivant ;

II.4.2.1.1. Consistance ou aspect des selles

La consistance des selles peut être :

- Dure.
- Glaireuse.
- Pâteuse.
- Liquide.
- Semi liquide et hétérogène (fragments solide au sein d'une masse liquide due à la présence prolongée dans le colon et l'hypersécrétion de mucus).
- Sanglante

II.4.2.1.2. Couleur des selles

Elle renseigne sur le flux biliaire et peut être :

- De couleur normal (marron).
- Décolorées, verdâtres, jaune safran, rouge ou noire.

II.4.2.1.3. Eléments non parasitaires

Il faut signaler au clinicien la présence éventuelle de:

- **Sang** : il est peut être mélangé avec les selles ou les enrober soit totalement soit partiellement (partie inférieure du colon).

- **Mucus:** selon son origine dans le tractus digestif, il est peut être mélangé aux selles (dans l'intestin grêle ou dans la partie haute du colon).

II.4.2.2. Examen microscopique

L'examen microscopique direct permet l'évaluation de la mobilité notée par le mode de déplacement, la présence d'un pseudopode, d'un flagelle ou d'une membrane ondulante dans les selles diarrhéiques, liquides ou molles (**Guillaume, 2007**). Il permet également d'observer les œufs et les larves d'helminthes, les kystes de protozoaires et les oocystes de coccidies (**Kaci et al., 2020**).

II.4.2.2.1. Examen direct

La première étape de l'examen microscopique c'est l'examen direct qui se divise en deux examens, le premier se réalise à l'état frais et le deuxième se fait après coloration avec une solution iodo-iodurée (Lugol).

✚ Examen à l'état frais

➤ Matériel

Le matériel utilisé dans cette méthode est cité dans l'**Annexe 3**.

➤ Mode opératoire (Figure 10)

1. Diluer dans le vert à pied conique, 10g de selle dans 200ml de l'eau physiologie avec une pipette pasteur.
2. Homogénéiser.
3. Tamiser à l'aide d'une passoire et un entonnoir la solution après homogénéisation dans un tube sec.
4. Prélever une goutte de solution avec la micropipette.
5. Mettre une goutte de la solution sur la lame.
6. couvrir la lame par une lamelle.
7. Observation sous microscope optique à l'objectif x100 puis x400.

➤ Résultats

Cet examen permet de diagnostiquer les formes végétatives mobiles des Protozoaires surtout, les kystes de Protozoaires, et les œufs d'Helminthes.



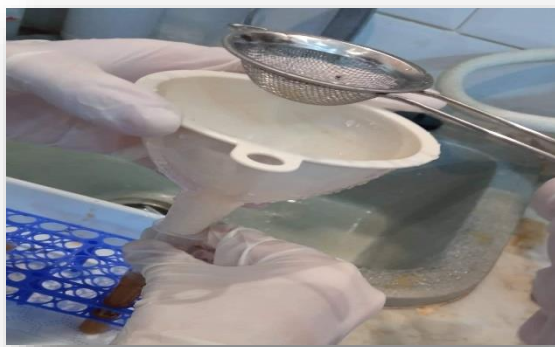
Peser 10g de selles



Dilution des selles dans NaCl



Homogénéisation



Filtration de la solution

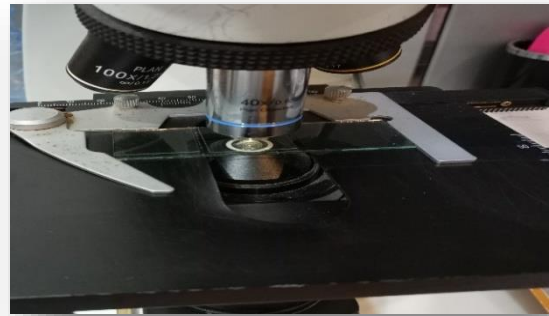
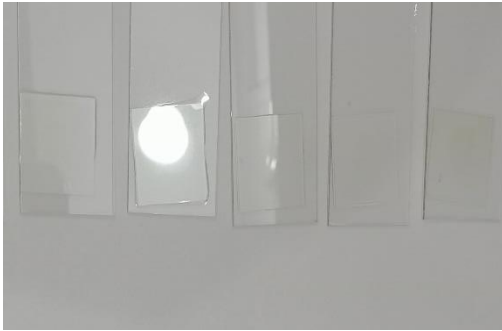


Prélèvement d'un échantillon



Déposer une goutte sur la lame

Déposer la lamelle sur la lame



Observation au Gx100 puis Gx400

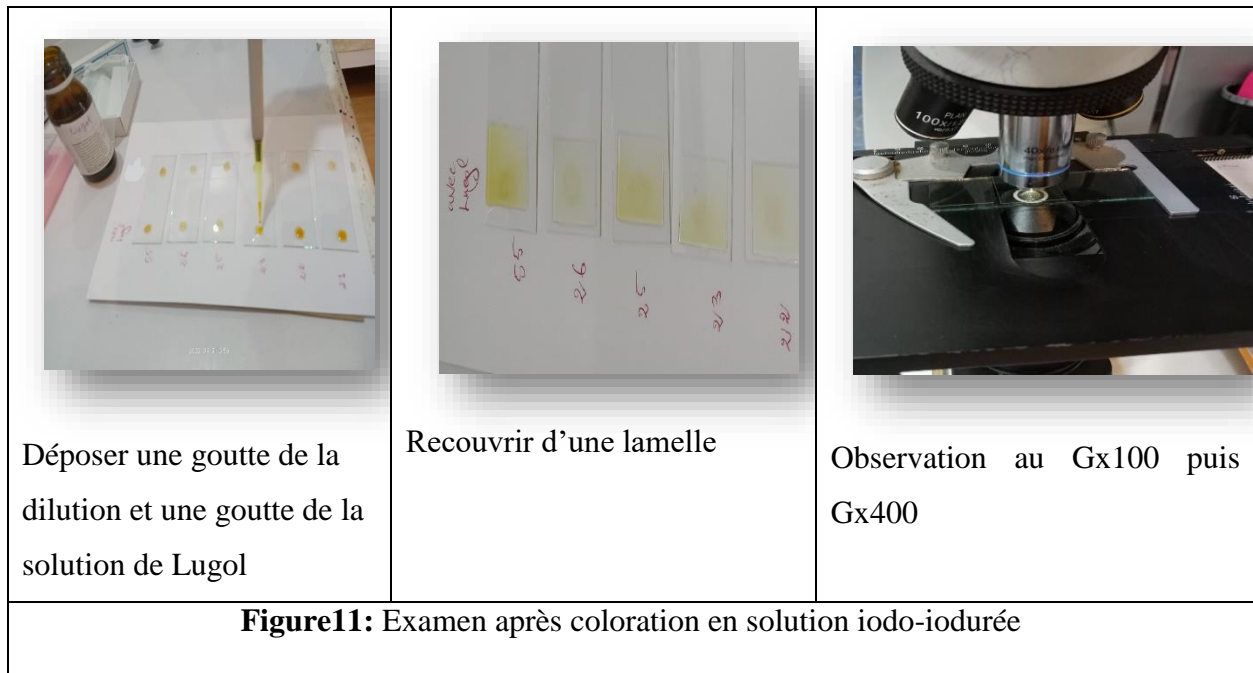
Figure 10 : Mode opératoire de l'examen à l'état frais

✚ Examen après coloration au Lugol

Cette technique permet la bonne visibilité de la disposition de la chromatine périphérique, de vacuole, et de caryosome des amibes de genre *Entamoeba*, (Bachi, 2014 ; Guillaume, 2007).

➤ Mode opératoire

Même procédure que la technique précédente en ce qui concerne la dilution de la matière fécale sauf qu'à la goutte déposée sur la lame ajouter une goutte de Lugol à 5% et recouvrir d'une grande lamelle (**Figure 11**).



II.4.2.3. Technique de concentration des selles

Pour compléter l'analyse parasitologique et mieux mettre en évidence les œufs d'helminthes, et les kystes de protozoaires, des techniques de concentration ont été adoptées, dont le principe est d'éliminer les résidus de la digestion et de concentrer les éléments parasite (Baraha, 2020). Il existe deux grands types de techniques de concentration, tous deux basées sur la densité des éléments parasites (Belkaid *et al.*, 1982) :

- Une méthode physique c'est la méthode de flottation.
- Une méthode diphasique physico-chimique c'est la méthode de Ritchie.

II.4.2.3.1. Technique de flottation (méthode de Willis)

➤ principe

Cette technique utilise des diluants à densité supérieure à celle du parasite qui se retrouve flottant sur la surface (Belkaid *et al.*, 1982). Elle est basée sur l'adhérence des parasites au verre.

➤ Matériel

Le même matériel utilisé dans examen à l'état frais.

➤ **Réactifs**

Solution de NaCl à 25%

➤ **Mode opératoire**

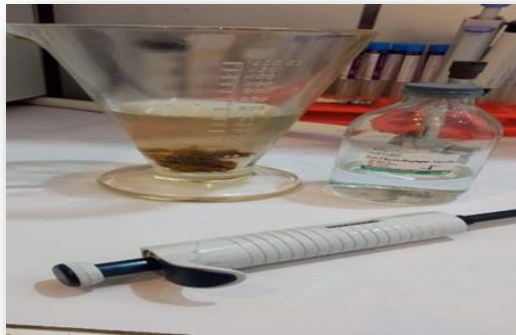
1. A l'aide d'une pipette pasteur prélevé 10g de matière fécal.
2. Diluer dans ver à pied conique contient de 200ml de solution de Na Cl à 25%.
3. Homogénéiser
4. Filtrer à l'aide d'une passoire et un entonnoir la solution après homogénéisation dans un tube sec à centrifuger jusqu'à affleurement du liquide au bord du tube.
5. Appliquer une lamelle sur le tube en évitant de laisser des bulles d'air entre la lamelle et le liquide.
6. Retirer la lamelle au bout de 15 à 45min, la déposer sur une lame et examiner immédiatement (avant la cristallisation des selles).
7. Observation au microscope photonique au Gx100 puis Gx400.

➤ **Résultats**

Elle permet de concentrer les œufs d'Helminthes en particulier ceux d'*Hymenolepis nana* et d'ankylostomes.



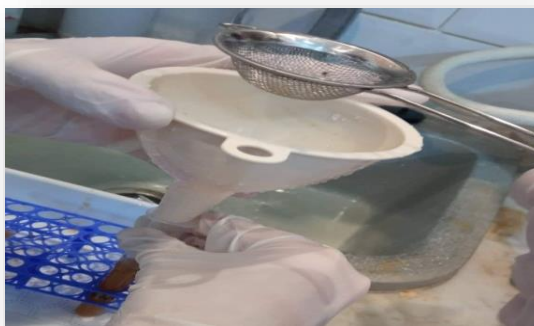
prélèvement et pesée des selles



Dilution des selles dans le Na Cl



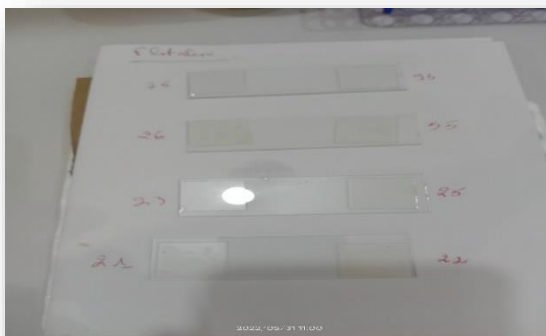
Homogénéisation de la solution



Filtration de la solution



Déposer la lamelle sur la surface de tube



Déposer la lamelle sans créer des bulles d'air



Observation au Gx100 puis G x400

Figure 12 : Mode opératoire de technique de flottation

II.4.2.3.2. Technique de Ritchie

➤ Principe

L'intérêt de cette technique c'est l'augmentation de la sensibilité de la recherche des formes kystique ou des œufs, elle vise à concentrer ces formes par centrifugation après élimination des débris banaux. Les formes végétatives ne peuvent pas être mises en évidence après concentration.

➤ Matériel

Le matériel utilisé dans cette méthode est cité dans l'**Annexe 3**.

➤ Les Réactifs

Formole, L'éther.

➤ Mode opératoire

1. Mélanger dans un flacon environ 2 g de selles avec 9 ml de formol à 10%
2. Filtrer le mélange obtenu à travers une passoire et un entonnoir et recueillir dans un tube conique à centrifuger.
3. Ajouter 3 ml d'éther et agiter vigoureusement pour obtenir une solution homogène.
4. Centrifuger 2 minutes avec une centrifugeuse électrique à vitesse moyenne de 2500 tours par minute.

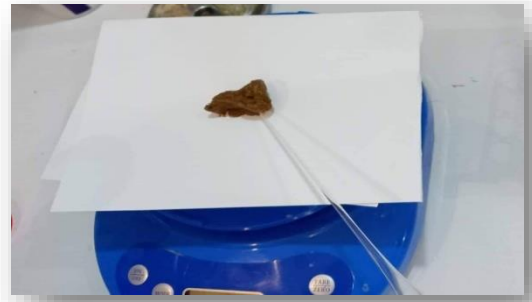
5. Après centrifugation on obtient 4 couches :
 - Les 1 ères : éther
 - La 2 ème : débris
 - La 3 ème : formol
 - La 4 ème : le culot qui contient les œufs, les kystes et les larves de Parasites.
6. Élimination des surnageant pour recueillir le culot à l'aide d'une pipette
7. Déposer deux gouttes du culot sur une lame
8. Ajouter une petite goutte de Lugol uniquement à la deuxième goutte de culot puis couvrir avec une lamelle.
9. Observation au microscope photonique au Gx100 puis Gx400.

➤ **Résultats**

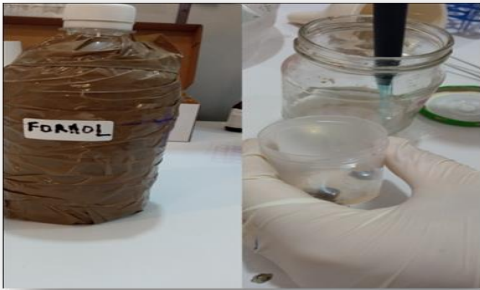
Cette méthode permet de concentrer les kystes des Protozoaires et les œufs d'Helminthes.



Prélèvement des selles



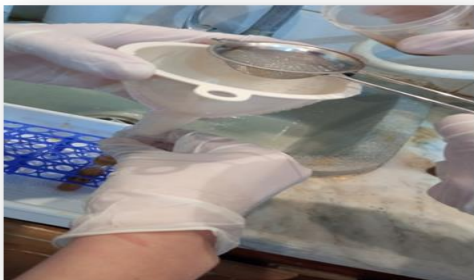
Peser 2g de selles



Dilutions des selles dans le formol à 10%



Homogénéisation



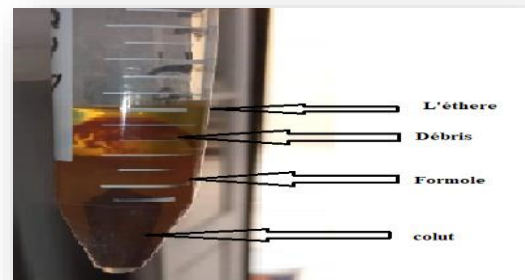
Filtration de mélange obtenu



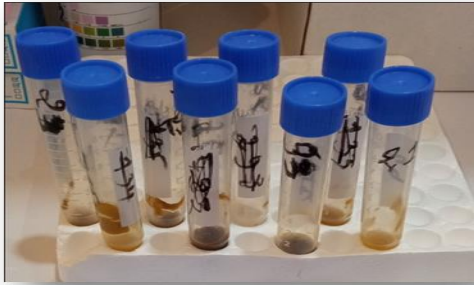
Remplissage de tube conique avec la dilution plus 3ml d'ether.



Centrifugation



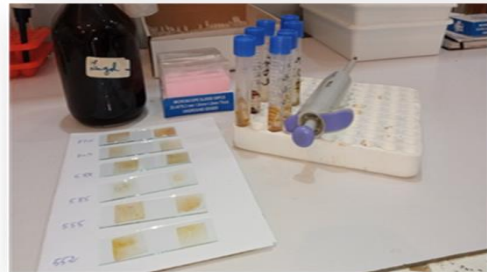
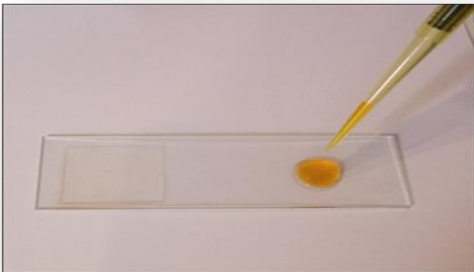
Les quatre couches formées après centrifugations



Elimination des surnagent (3 premiers couches)
pour la récupération du culot



Prélèvement de culot



Etalement du culot sue les lames avec et sans lugolet recouvrir par une lamelle



Observation au Gx100 puis Gx400.

Figure 12 : Mode opératoire de technique de Ritchie

II.4.2.4. Coloration de Ziehl Neelson modifiée

➤ Principe

Elle permet la mise en évidence des oocystes des coccidies intestinales (*Cryptosporidium hominis*, *Isospora belli*, *Cyclospora cayetanensis*), elle est plus utilisée pour la coloration des

oocystes de *Cryptosporidium* en raison de leur petite taille, Ils apparaissent comme des sphérules rose vif sur fond vert pâle (Baraha,2020).

➤ **Le Matériel**

Le matériel utilisé dans cette méthode est cité dans l'**Annexe 3**.

➤ **Réactifs**

Méthanol, Fushine phéniquée, Acide sulfurique a 2%, Vert de malachite à 3 %.

➤ **Préparations des réactifs**

- Solution d'acide sulfurique à 2% :2ml d'acide sulfurique sont additionnés à 98ml d'eau distillée.

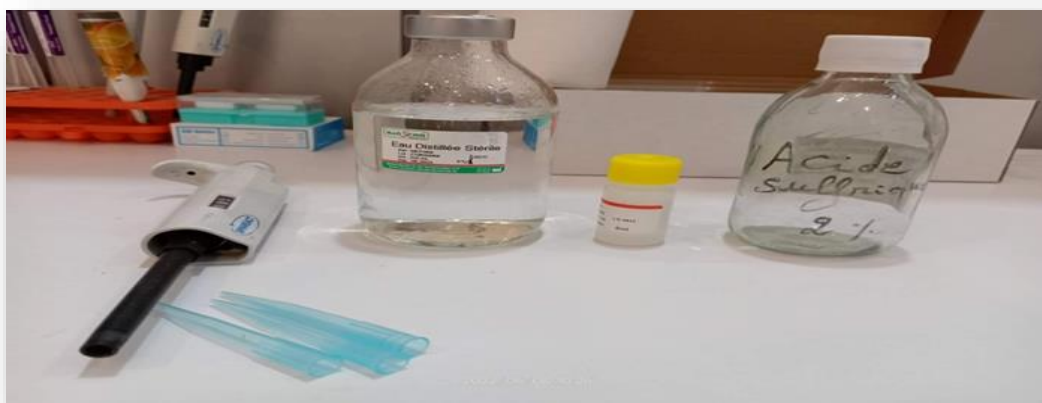


Figure 13 : Le matériel utilisé pour la préparation de solution d'acide sulfurique à 2%.

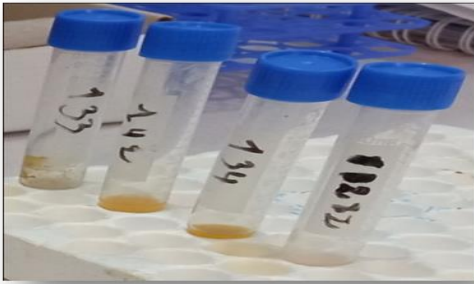
- Solution de vert de malachite à 3% : dissoudre 3g de vert de malachite dans 100ml d'eau distillée en mélangeant soigneusement.



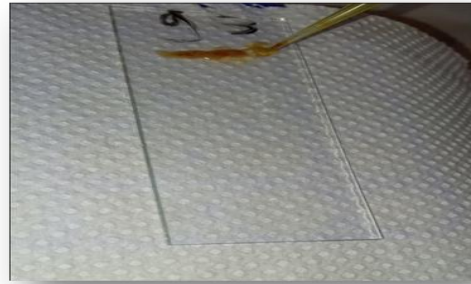
Figure 14 : Le matériel utilisé pour la préparation de solution De vert de malachite à 3%.

➤ **Mode opératoire**

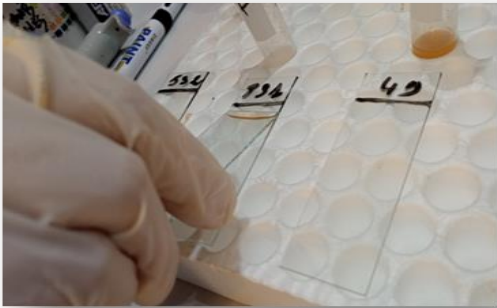
1. A partir du culot de méthode de Ritchie, étaler un frottis de selles à l'aide d'une lame.
2. Sécher le frottis à l'air libre.
3. Fixer le frottis mince avec le méthanol.
4. Sécher à l'air libre pendant 5 minutes.
5. Plonger les lames dans la Fushine phéniquée pendant 60 min.
6. Rincer à l'eau de robinet.
7. Différencier dans une solution d'acide sulfurique à 2% pendant 20 secondes.
8. Rincer à l'eau de robinet.
9. Colorer avec la solution de vert de malachite à 3 % pendant 5 min.
10. Rincer et sécher à l'air libre.



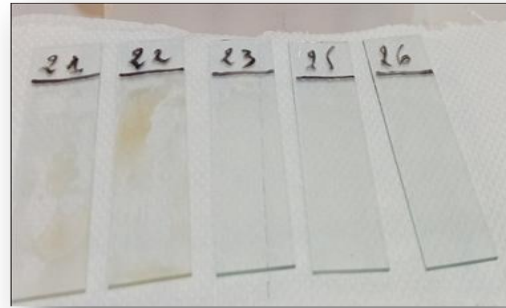
Les culots de méthode de Ritchie



Déposer une goutte de culot sur une lame



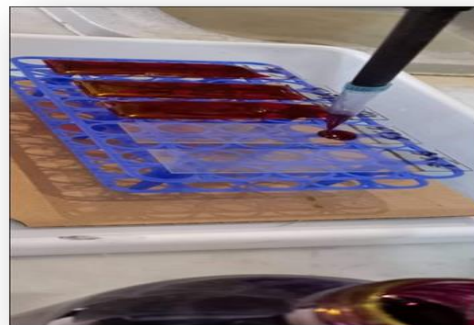
Étalement de la goutte par une autre lame



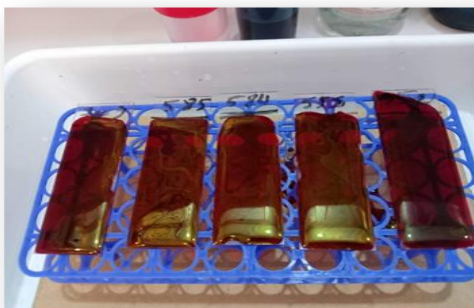
Sécher le frottis à l'air libre



Plonger le frottis dans le méthanol



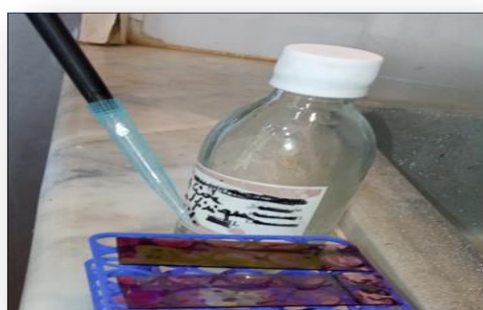
Plonger les frottis dans la fushine phénique



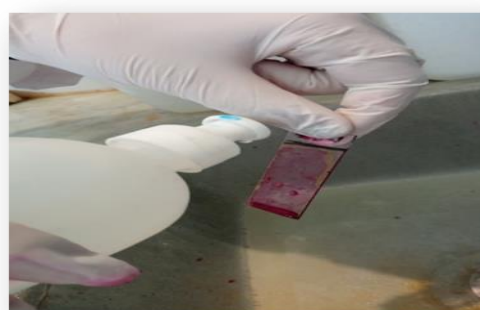
Laisser les frottis dans la fushine pendant 60 minutes



Rincer les lames à l'eau de robinet



Différencier les lames dans une solution d'acide sulfurique à 2% pendant 20 secondes.



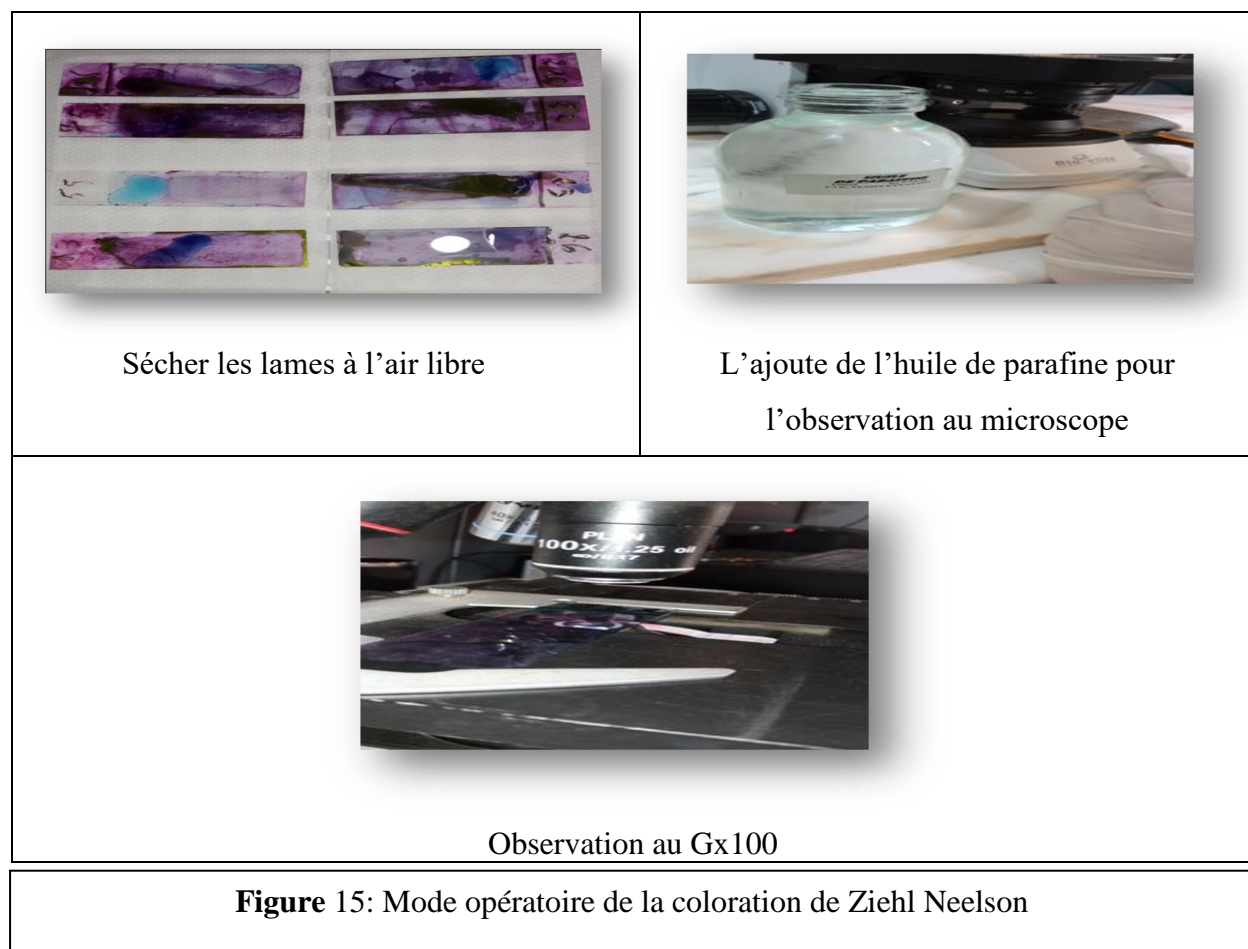
Rincer les lames à l'eau de robinet



Colorer avec la solution de vert de malachite à 3 % pendant 5 min.



Rincer les lames à l'eau de robinet



II.5. Analyse statistique

Dans la présente étude, la représentation des données, ainsi que les analyses statistiques ont été réalisées à l'aide de logiciel SPSS (Statistical Package for the Social Sciences) version 20. Les différents paramètres étudiés sont présentés sous forme de proportions (fréquence) pour les variables qualitatives et de moyenne \pm écart type (SD) pour les variables quantitatives. Les variables qualitatives ont été comparées à l'aide du test de Khi deux. Un résultat est considéré comme statistiquement significatif avec un taux de $p \leq 0.05$.

Chapitre III
Résultats et discussion

III.1. Résultats

III.1.1. Caractères généraux de la population étudiée

III.1.1.1. Répartition des patients en fonction du Sexe

D'après la **Figure 16**, La répartition des 60 patients selon le sexe montre une prédominance masculine 61,7% (37 cas) par rapport au sexe féminin ,38.3% (23 cas), avec un sexe ratio (H/F) de 1,61.

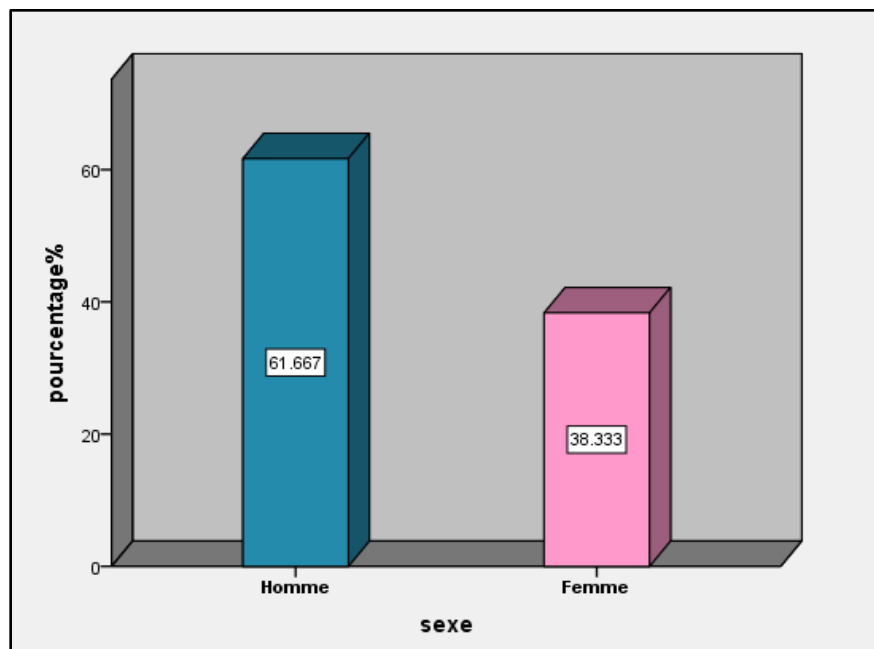


Figure 16: Répartition de la population étudiée selon le sexe.

III.1.1.2. Répartition des patients en fonction de l'âge

Selon la **Figure 17**, l'âge moyen de la population étudiée est de $(34,36 \pm 2,07)$ ans. La grande majorité des malades sont des adultes avec une prévalence de 86,7%, (52 cas), alors que seulement 13.3% (8 cas) des prélèvements reçus proviennent d'enfants.

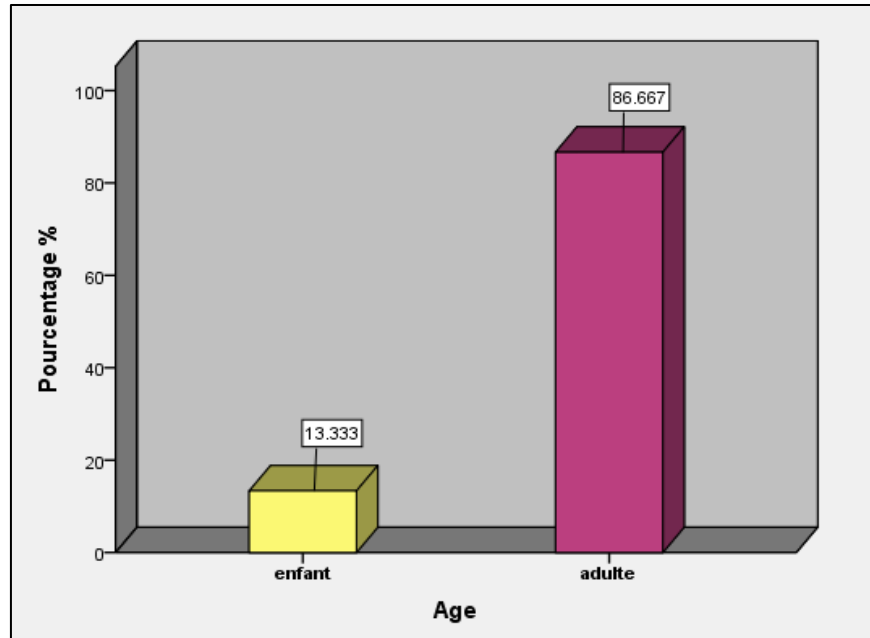


Figure17: Répartition de la population étudiée selon l'âge.

III.1.1.3. Répartition des patients en fonction de l'examen demandé

D'après la **Figure 18**, la majorité des patients qui font partie de notre étude sont envoyés pour une recherche des parasites opportunistes (RPO) avec un pourcentage de 68,3% (41cas), alors qu'uniquement 31,7% (19 cas) sont fait l'objet d'une coproparasitologie.

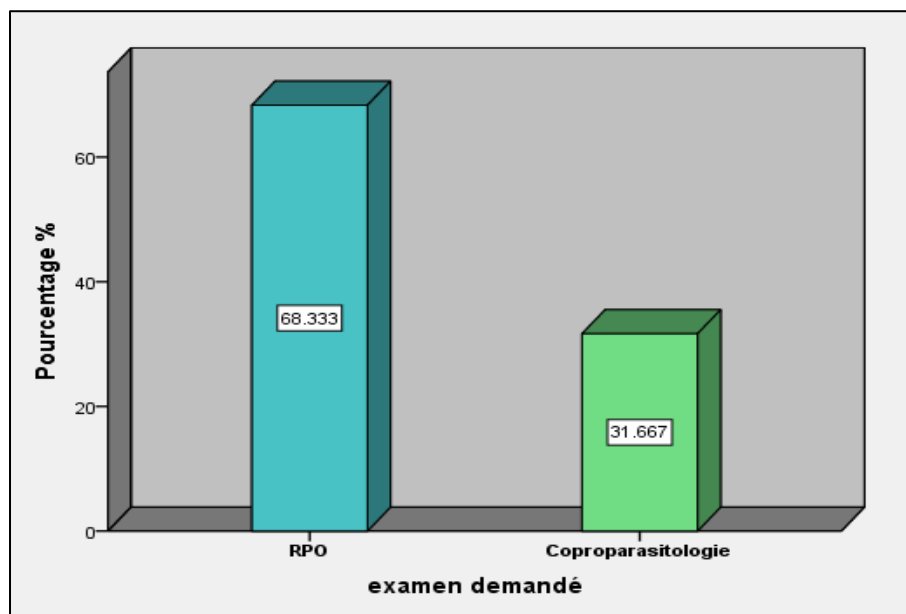


Figure 18: Répartition de la population étudiée selon l'examen demandé.

III.1.1.4. Répartition des patients en fonction des signes cliniques présents

Les résultats selon la Figure 19 montrent que parmi les 60 cas étudiés, la plus part des patients (35 %) n'ont pas présentés des signes cliniques des parasitoses. Parmi les malades présentant des signes cliniques, la majorité ont des douleurs abdominales (36,7 %), 18,3% des patients ont deux signes cliniques (diarrhée et douleurs abdominales), 8,3% avec trois signes cliniques (diarrhée, douleurs abdominales et perte d'appétit) et uniquement 1.6% ont quatre signes cliniques (diarrhée, douleurs abdominales, perte d'appétit et vomissements).

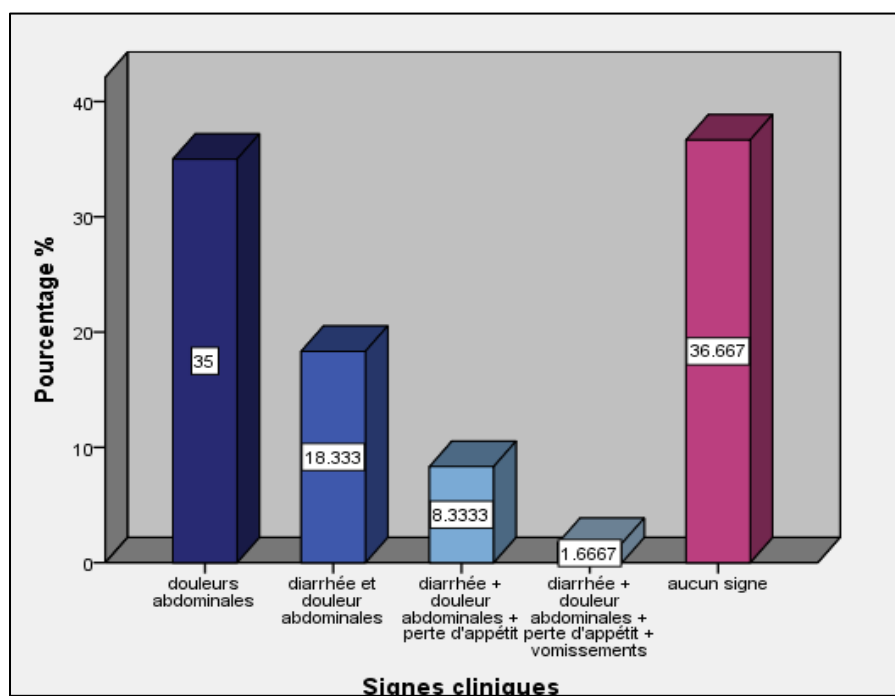


Figure 19 : Répartition de la population étudiée selon les signes cliniques présentés

III.1.2. Prévalence des parasitoses intestinales chez la population étudiée

Durant cette étude, selon la Figure 20, 60 prélèvements ont été étudiée au total, dont 46 sont trouvés positifs en parasites intestinaux. Donc la prévalence des parasites intestinaux dans notre population est de 76.7%.

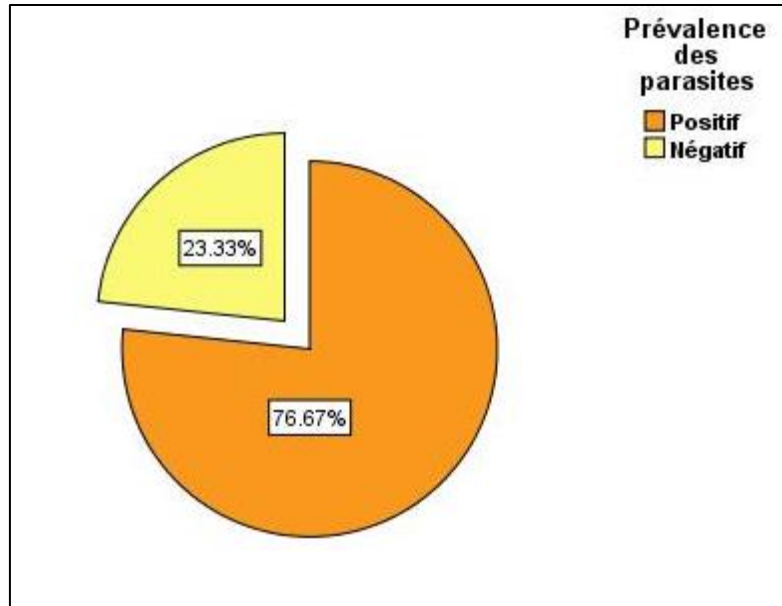


Figure 20: Prévalence des parasites intestinaux chez la population étudiée.

III.1.2.1. Résultats de l'examen macroscopique des selles

a- Selon l'aspect des selles

Selon la **Figure 21**, l'aspect pâteux des selles est le plus dominant (78,3%) dans notre population. L'aspect liquide est présent chez 18,3% des participants alors que les deux aspects glaireux et dure sont présents dans deux malades séparément avec un pourcentage de 1,6%.

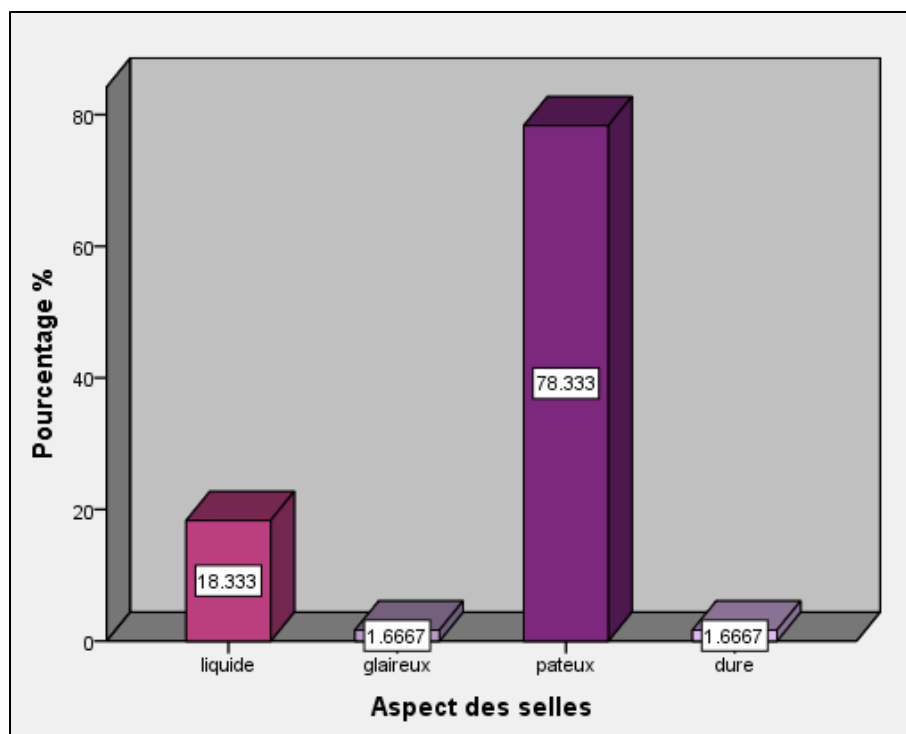


Figure 21: L'aspect des selles chez la population étudiée.

b- Selon la couleur des selles

D'après le diagramme de la **Figure 22**, la couleur des selles la plus fréquente chez des malades est la couleur marron (98,3%), tandis qu'un seul cas (1,7%) est caractérisé par des selles jaunes.

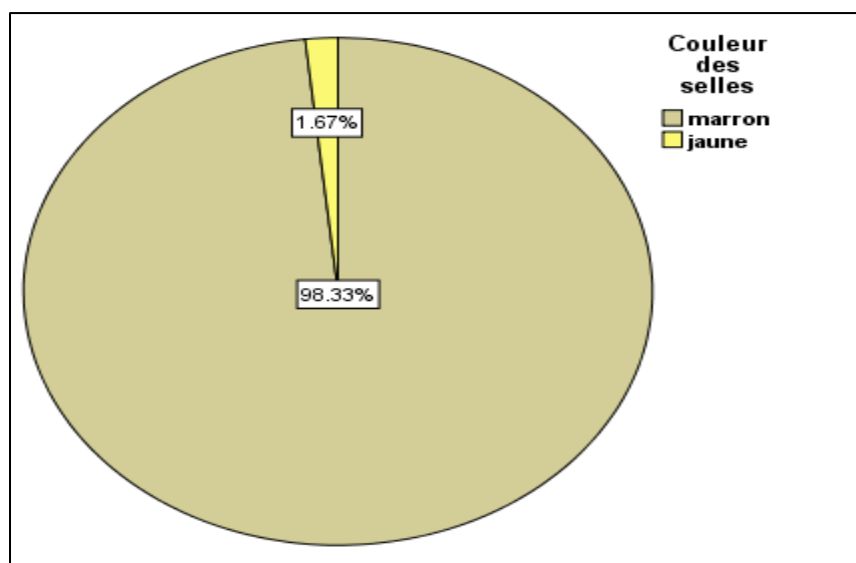


Figure22: La couleur des selles chez la population étudiée.

III.1.2.2. Résultats de l'examen microscopique des selles

a- Répartition des cas positifs selon les techniques utilisées

Comme mentionné dans la **Figure 23**, 43,5% (20 cas) des parasites sont observés par l'examen direct, spécifiquement l'examen après coloration au Lugol, 34,8% (16 cas) des parasites sont identifiées par la technique de flottation, la technique de Ritchie a donnée des résultats positifs dans six cas (13,04%) dont l'examen direct est négatif. Seulement 4 cas (8,7%) ont été trouvé positifs après la coloration spécifique de Ziehl Neelson.

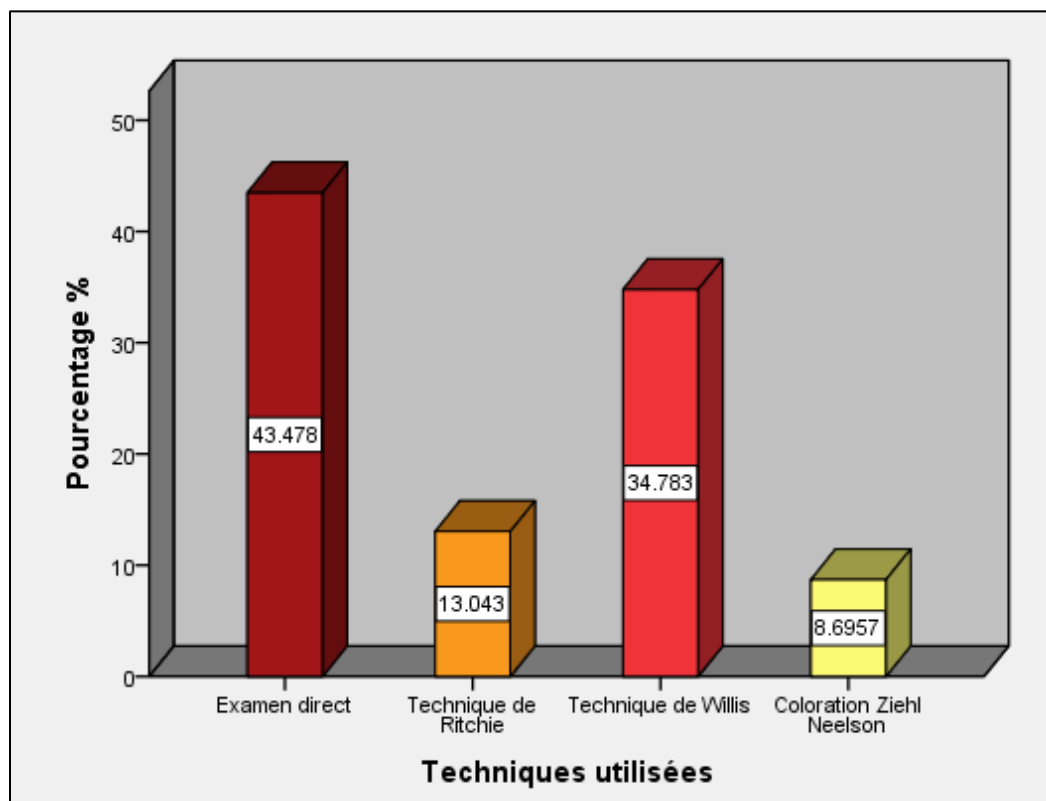


Figure23 : Répartition des cas positifs en parasites intestinaux selon les techniques utilisées.

b- Répartition des cas positifs selon le type et la forme du parasite

L'identification des espèces parasitaires chez l'adulte et l'enfant montre la présence des Protozoaires et des Helminthes. Selon la **Figure 24**, On remarque une prédominance de l'infection par les Protozoaires avec un taux de 97,8% (45 cas) contre 2,2% (un seul cas) pour les Helminthes.

Pour les protozoaires, uniquement la forme kystique a été observée, alors que pour le seul helminthe identifié c'est la forme œuf qui a été observée.

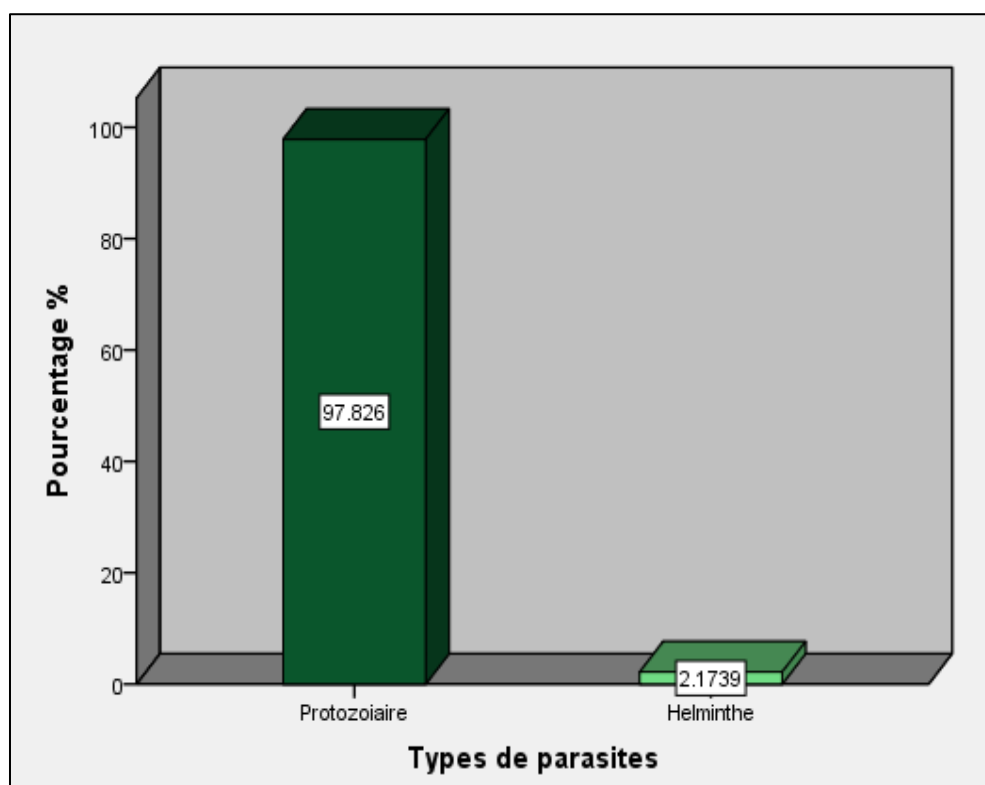


Figure 24 : Répartition des cas positifs en parasites intestinaux selon le type de parasites.

C- Répartition des cas positifs selon les espèces parasitaires

Dans la présente étude et selon la **Figure 25**, nous avons observé une variabilité des espèces parasitaires avec des taux différents. Pour les Protozoaires, l'espèce la plus fréquente est une espèce pathogène (*Entamoeba histolytica*) avec un pourcentage de 60,9%, suivie de *Blastocystis hominis*(13,04%), *Entamoeba coli*(6,5%) et un même taux (2,17%) pour *Endolimax nanus* et *Giardia intestinalis*. Pour les Helminthes, une seule espèce a été identifiée, *Ascaris lumbricoides*.

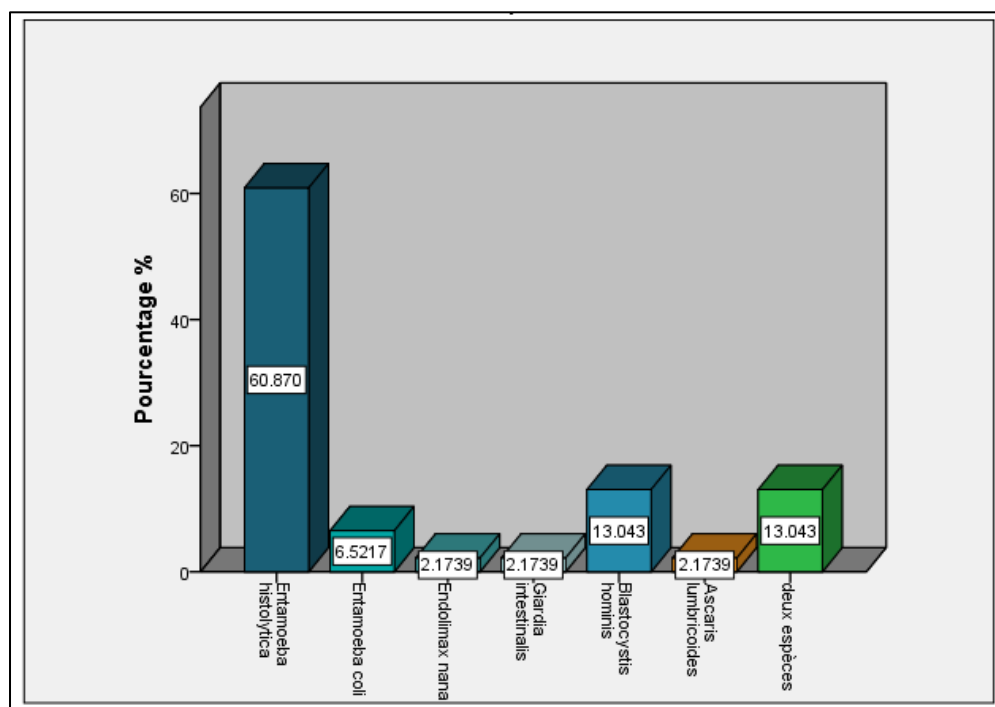
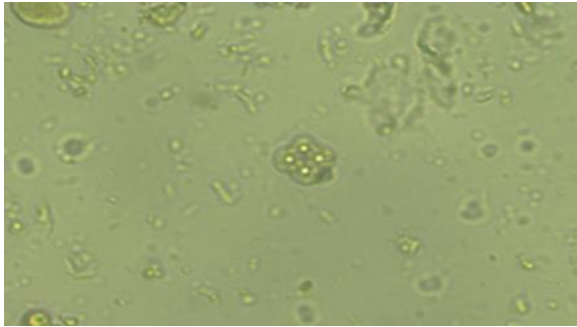
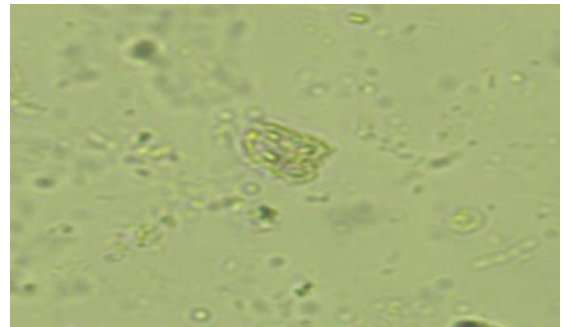


Figure25: Répartition des cas positifs en parasites intestinaux selon les espèces déterminées.

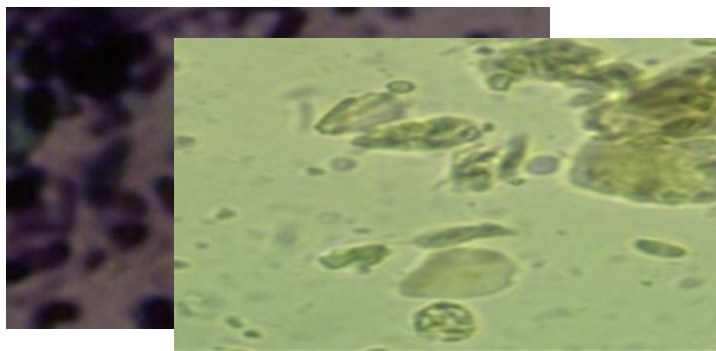
❖ Aspect microscopique des espèces parasitaires observées par les différentes



La forme kystique par GX400 avec l'examen direct par la coloration au lugol



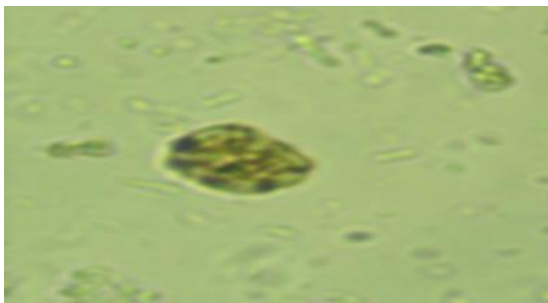
La forme kystique par GX400 avec la technique de flottation



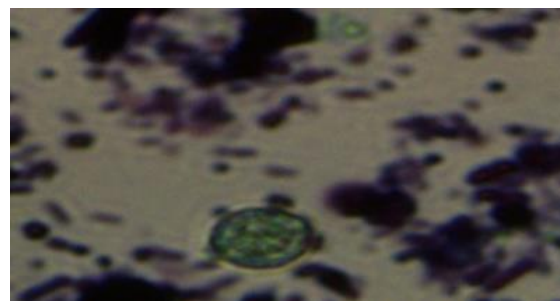
La forme kystique par avec GX100 la coloration Ziehl

La forme kystique par GX400 avec la technique de Ritchie

Figure26 :Entamoeba histiolotiqua



La forme kystique par Gx400 avec la technique de flottation



La forme kystique par Gx100 avec la coloration de Ziehl Nelson

Figure 27: Entamoeba coli

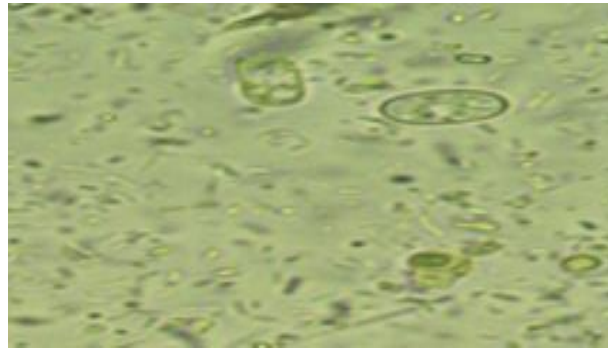


Figure 28 : La forme kystique d'*Endolimax nana* Gx400 avec l'examen direct au lugol

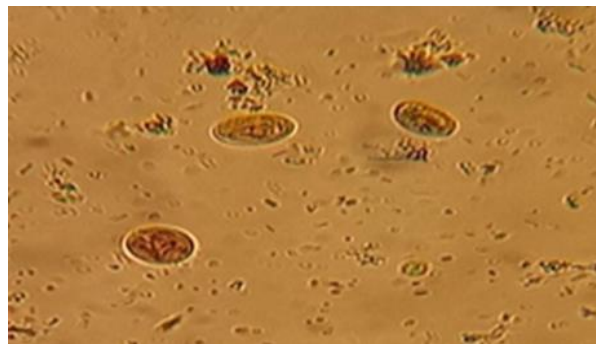
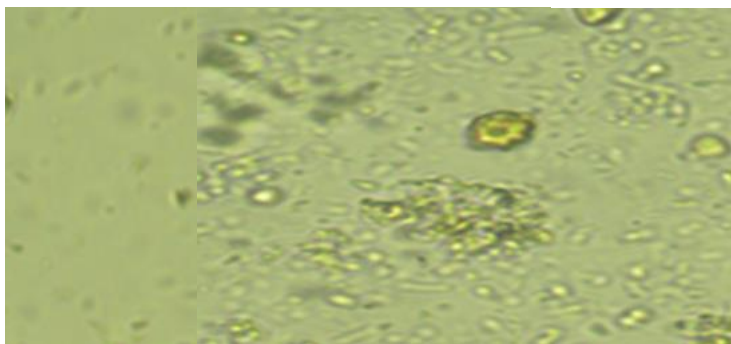
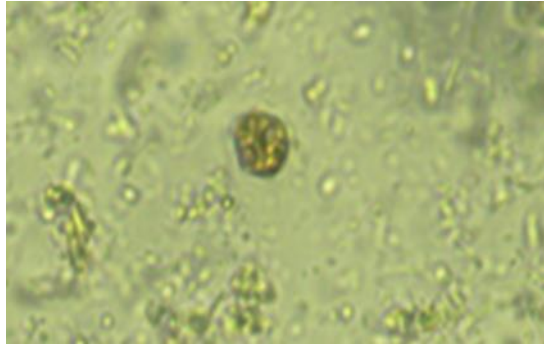


Figure 29:La forme kystique de *Giardia intestinalis* Gx400 avec la technique de Ritchie par



La forme kystique par Gx400 avec
l'examen direct par coloration

La forme kystique par Gx400 avec
la technique de flottation



La forme kystique par Gx400 avec la technique de Ritchie

Figure 30: *Blastocyste hominis*

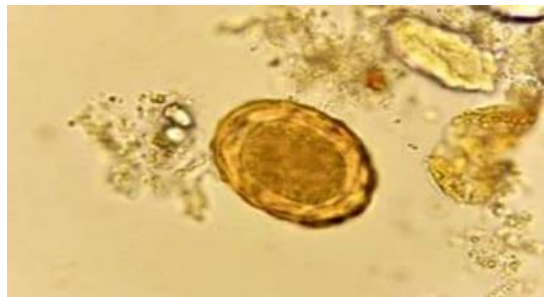


Figure 31 : Œuf d'*Ascaris lumbricoides* Gx400 avec l'examen direct par coloration au lugol

D- Répartition des cas positifs selon le type de parasitisme

D'après la **Figure 32**, Nous constatons que sur les 46malades positifs, 35 présentent un mono parasitisme avec un taux de 76,09% , et 11 présentent un poly parasitisme soit un taux de 24%.

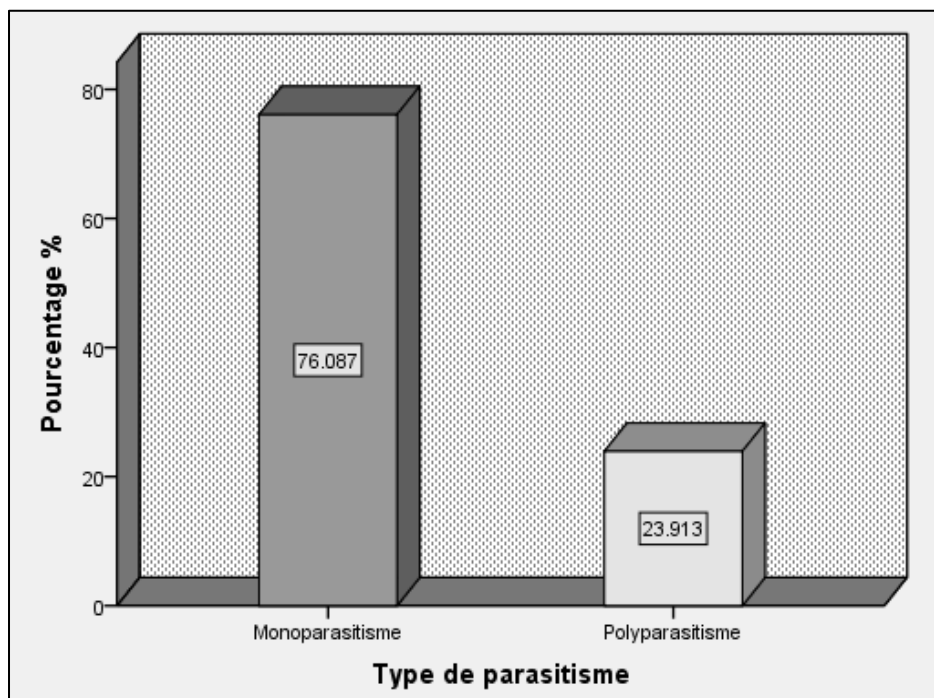


Figure32: Répartition des cas positifs en parasites intestinaux selon le type de parasitisme.

III.1.2.3. Répartition des cas des parasitoses intestinales selon le sexe

L'analyse de la **Figure 33** et le **Tableau 1 (Annexe 4)**, nous confirmons que le sexe masculin est le plus touché par les parasites digestifs avec un taux d'infestation de 58,7%, comparé au sexe féminin qui présente un taux de 41,3%.

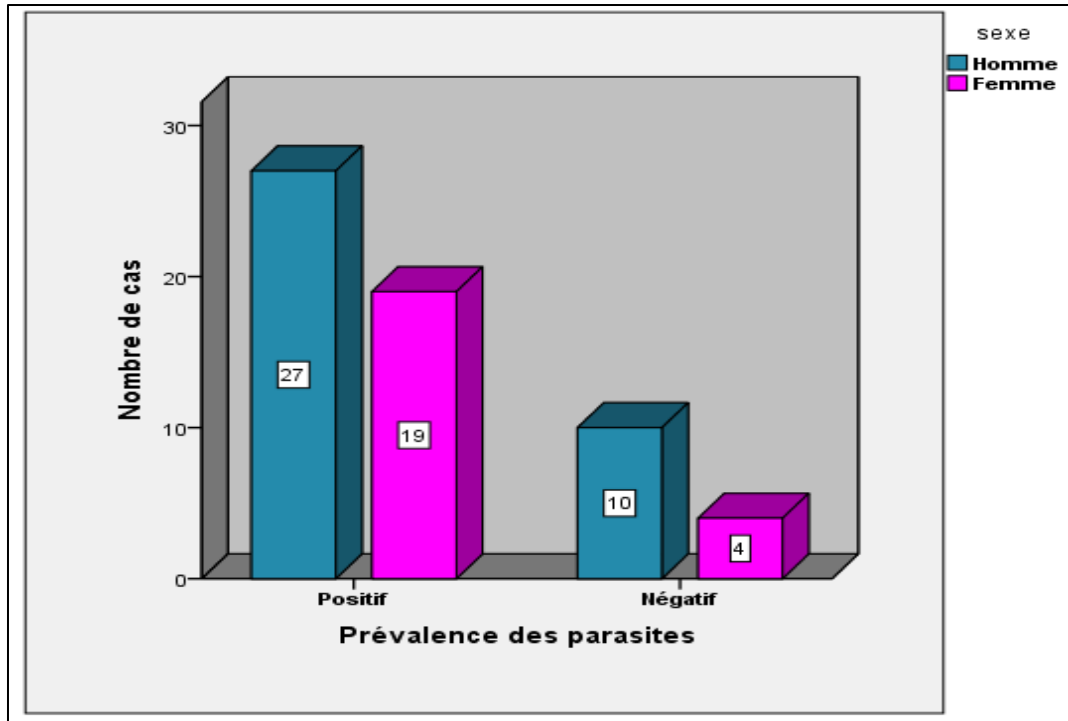


Figure 33:Répartition des cas des parasitoses intestinales selon le sexe.

III.1.2.4. Répartition des cas des parasitoses intestinales selon l'âge

Selon la **Figure 34** et le **Tableau 2** (**Annexe 4**) La répartition des cas positifs de parasitoses montre que 82,6% des personnes atteintes sont adultes alors que les enfants représentent les 17,4% qui restent mais cette différence n'est pas statistiquement différente ($p > 0,05$).

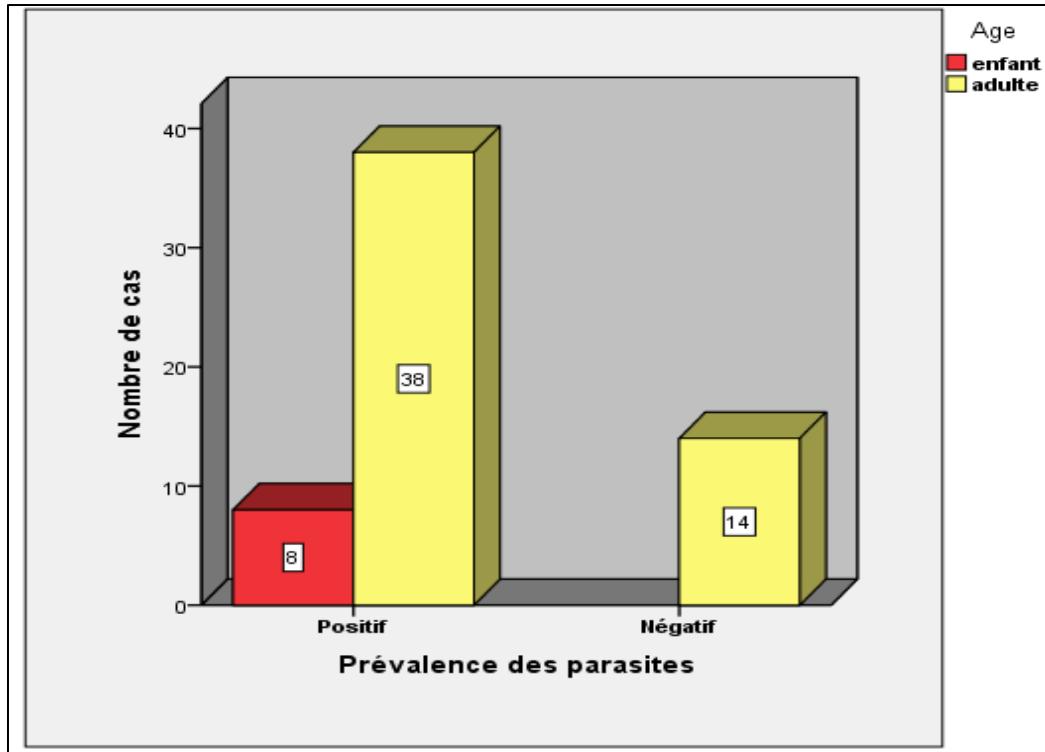


Figure 34:Répartition des cas des parasitoses intestinales selon l'âge.

III.1.2.5. Répartition des cas des parasitoses intestinales selon les signes cliniques

D'après la **Figure 35** et le **Tableau 3 (Annexe 4)**, les douleurs abdominales seules sont significativement ($p < 0,05$) les plus fréquentes (39,1% ; 18 cas) par rapport aux autres signes cliniques multiples chez les malades trouvés positifs en parasites digestifs.

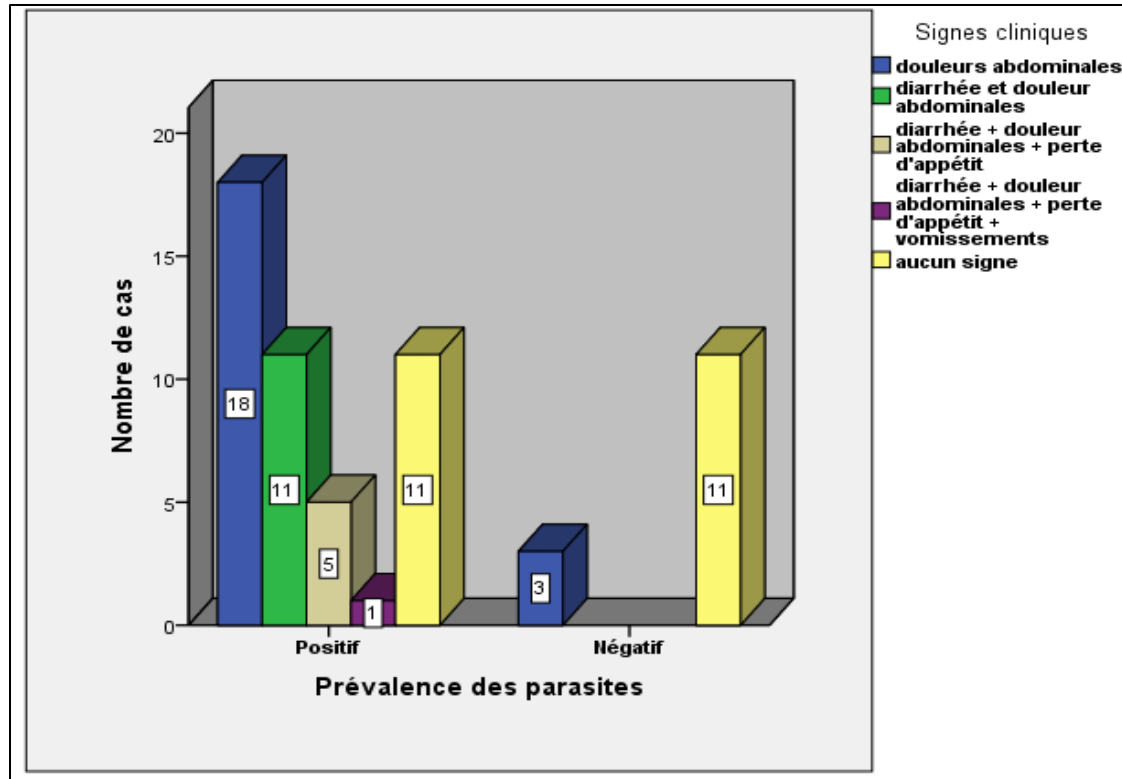


Figure 35 : Répartition des cas des parasitoses intestinales selon les signes cliniques

III.1.2.6. Répartition des espèces parasitaires identifiées selon la technique utilisée

Comme indiqué dans la **Figure 36**, l'espèce *Entamoeba histolytica* a été observée majoritairement par l'examen direct (42,9% ; 12 cas) et la technique de Willis (42,9% ; 12 cas), alors que *Entamoeba coli* (66,7%), *Endolimax nana* (100%) et *Blastocystis hominis* (66,7%) ont été identifiées principalement par l'examen direct. Le seul cas de *Giardia intestinalis* a été identifié par la technique de Ritchie et l'œuf d'*Ascaris lumbricoides* a été observé par la technique de Willis.

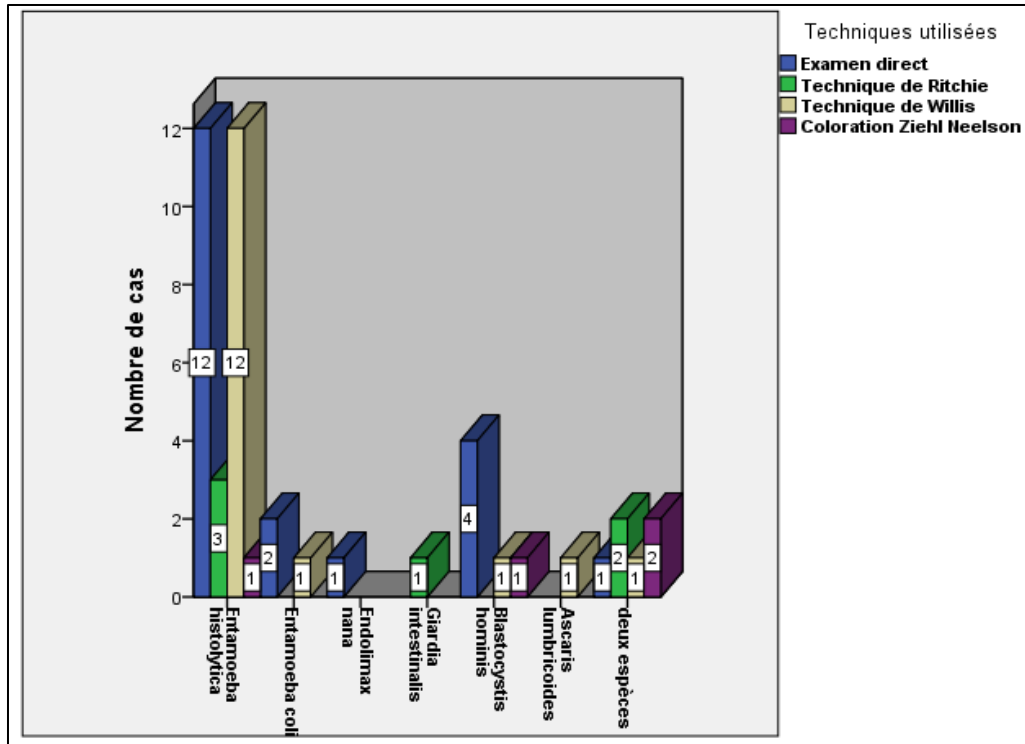


Figure 36: Répartition des espèces parasitaires identifiées selon la technique utilisée ($p < 0,05$)

III.2. Discussion

Notre étude menée au niveau du Laboratoire de parasitologie / Bactériologie de Cherchell (laboratoire d'analyse médical Dr Abdaoui)- wilaya de Tipaza a pour objectif essentiel l'estimation de la prévalence des parasites intestinaux dans la région étudiée selon : le sexe, l'âge, et les signes clinique. Pour confirmer ou infirmer nos résultats, nous nous sommes servi des résultats d'études qui ont été établies auparavant pour réaliser des comparaisons avec nos résultats. Cependant les méthodes que nous avons utilisées comportent des limites.

En fonction du sexe, nous avons remarqué une prédominance du sexe masculin par rapport au sexe féminin (61,7% vs 38,3%) avec un sexe ratio (H/F) de 1,61. Cette prédominance du sexe masculin pourrait être expliquée par l'activité dans les cultures maraichères, le commerce des fruits et des légumes et aussi le comportement hygiénique dans des occupations spécifiques comme les restaurants.

Nos résultats de la prévalence globale des participants en fonction de l'âge concordent avec les résultats observés à Oran par **Bekouch et al. (2013)**. Nous avons remarqué que la tranche d'âge la plus fréquente correspond aux sujets adultes avec un taux de 86,7% de la population globale. Cette tranche d'âge est plus active et en contact avec le milieu extérieur par rapport aux enfants, aussi les gens adultes consomment le plus souvent les fastfoods (mal cuits) qui peuvent être contaminés. Également, les échantillons reçus au niveau du Laboratoire de Parasitologie étaient dans la plupart des contrôles sanitaires pour des travailleurs donc des adultes. Les enfants ont représenté uniquement 13,3% de la population étudiée.

Dans la présente étude, la prévalence des parasites intestinaux dans la population étudiée est de 76,7% (46 cas). La comparaison de nos résultats avec ceux de la littérature montre que ce pourcentage est :

- Supérieur à celui observé par **Cheikhrouhou et al. (2009)** dans la région de Sfax en Tunisie (26.6 %), **Gündüz et al. (2008)** en Turquie (8,8%), **Bachta et al., (1990)** dans l'algérois (26.76%) et **Humod et al. (2010)** en Soudan.
- Inférieur à celui rapporté à Ouagadougou (79.3%) (**Kientega, 2015**).

Ces différences des prévalences enregistrées dans ces diverses études peuvent être attribuées au statut socioéconomique, aux conditions climatiques, la pauvreté et l'hygiène personnelle et communautaire.

D'après les résultats de l'examen macroscopique des selles, les selles pâteuses normales étaient significativement plus nombreuses avec un pourcentage de 78,3% par port à l'aspect liquide (18,3%). Donc après l'analyse parasitologique des selles, il apparaît que tous les aspects peuvent être positifs. **Zongo (2002)** à Bobo-Dioulasso et **Tiendrebeogo (2011)** à l'Ouagadougou sont parvenus à la même conclusion. Nos résultats ont montré que la grande majorité (98,3%) des selles analysées est de couleur marron.

Pratiquement pour l'EPS, pour chaque échantillon, on a réalisé un examen macroscopique, puis l'examen microscopique qui est le temps essentiel de l'analyse. L'EPS doit comporter des examens complémentaires à savoir un examen direct à l'état frais ou après coloration avec lugol pour la mise en évidence des formes végétatives des protozoaires et au moins deux examens après concentration, un pour l'observation des kystes et l'autre pour les œufs, et une technique de coloration. Au dépend de la technique de diagnostic utilisée, 43,5% (20 cas) des cas positifs sont observés par l'examen direct, spécifiquement l'examen après coloration au Lugol, dont l'examen à l'état frais était négatif. Ces résultats sont identiques à ceux obtenus par **Dani et Saib (2017)** qui ont montré que l'examen direct a permis d'identifier 218 cas / 220 cas.

Selon notre étude, 34,8% (16 cas) des parasites sont identifiées par la technique de flottation, ce pourcentage est supérieur par rapport à la technique de Ritchie qui a permis l'identification de six cas seulement (13,04%). Pour la technique de coloration par Ziehl Neelson, Seulement 4 cas (8,7%) ont été trouvés positifs. Ces résultats concordent avec ceux trouvés par **Dani et Saib (2017)** qui ont montré que la technique de Ritchie a permis de diagnostiquer 2 cas, par contre nos résultats sont opposés avec leur résultats concernant la coloration de ZiehlNeelson qui a été trouvée négative pour tous les cas étudiés.

Les techniques utilisées durant notre travail sont des techniques simples, utilisant un matériel rudimentaire avec la possibilité d'examens en série comme la technique de coloration Ziehl Neelson, leur principe c'est l'utilisation du culot de technique de Ritchie.

Dans notre étude, le parasitisme intestinal était dominé par les protozoaires avec un pourcentage de 97,8% par rapport aux helminthes (2,2%). Nos résultats sont presque compatibles avec ceux observés à Sfax en Tunisie par **Cheikhrouhou et al. (2009)** avec (96,5% et 3,4%, respectivement). Ce taux élevé des protozoaires intestinaux, les maladies liées au péril fécal, indiqueraient le niveau élevé de contamination de l'eau et des aliments par les matières fécales et le manque de mesure d'hygiène : ces parasites sont transmis sous forme kystiques par l'intermédiaire d'aliments crus mal lavés (fruits, salade, légume...) et de l'eau tirée le plus souvent des cours d'eau polluée par excréments humains ou l'eau du robinet sans traitement préalable.

Par ailleurs, nos résultats sont opposés à ceux observés en Guadeloupe par **Nicolas et al. (2006)** avec une prédominance des helminthes par rapport aux protozoaires (72,3% vs 27,7%). Ceci s'expliquerait par les conditions favorables à la dissémination et le développement de cycle de vie des parasites dans cette zone géographique.

En effet, durant notre étude, on n'a pas pu retrouver de formes végétatives de Protozoaires car le délai d'acheminement des prélèvements des selles n'était pas respecté (30 minutes). Ceci constitue un facteur de sous-estimation des taux que nous avons trouvés.

Nous avons observé au cours de notre étude une variabilité des espèces parasitaires avec des taux différents et une prédominance des protozoaires par rapport aux helminthes. Le classement des espèces retrouvées par ordre décroissant est le suivant : Pour les Protozoaires, l'espèce la plus fréquente est une espèce pathogène *Entamoeba histolytica* avec un pourcentage de (60,9%). Ce taux est supérieur à celui de (**Tiendrebeogo, 1994**) à Ouagadougou qui rapportait un Taux de 15,3%. La fréquence élevée de ce parasite est liée à son mode de transmission oro-fécale. *Blastocystis hominis* est classée en deuxième avec un pourcentage de (13,04%), alors que l'espèce *Entamoeba coli* est classée en troisième position avec 6,5% des sujets parasités par cette espèce. *Endolimax nanus* occupe le quatrième rang avec 2,17% à des cas positifs.

Dans le groupe des flagellés nous avons noté un taux de (2,17%) représenté par *Giardia intestinalis*. La fréquence de cette espèce est considérablement faible, ce chiffre est inférieur à celui retrouvé dans une étude faite en Tunisie par **Cheikhrouhou et al. (2009)** avec un taux de 17 % et à celui observé par **Bachta et al. (1990)** dans l'Algérois avec un taux de 32,56%.

Cependant, **Bouragba et al. (2017)** à Guelma soulignent que les espèces les plus dominantes sont *Blastocystis hominis* et *Endolimax nanus* (54,6% et 28,9%, respectivement), alors que *Entamoeba histolytica* et *Pseudolimax butschlii* sont les moins recensés. Egalement, **Bouratbine et al. (2000)** soulignent une dominance du protozoaire *Blastocystis sp.* Avec un taux de 84,7% des sujets parasités.

Dans la présente étude, le second parasite le plus fréquemment retrouvé était *Blastocystis hominis*, présent chez 13,04% de l'ensemble des sujets parasités. Au Maroc, **ELQAJ et al. (2009)** notent une dominance de *Blastocystis hominis* (56,4 %) et *Giardia intestinalis* vient en deuxième position avec une prévalence de 19%.

L'absence des ciliés dans notre étude est peut être expliquée par l'absence de contact avec le réservoir du parasite (porcs) dans notre environnement.

Pour les helminthes, une seule espèce a été identifiée, *Ascaris lumbricoides*, avec un pourcentage de 2,17%. Ce pourcentage est inférieur par rapport à celui signalé par **Nicols et al. (2005)** en Guadeloupe (28%) et supérieur à celui trouvé par **Masucci et al. (2011)** en Italie (0,15%).

Dridi et al. (2015) ont retrouvé une prévalence d'*Entamoeba coli* et *Endolimax nanus* (25,62% et 23,33% des parasites isolés, respectivement). Ces taux sont élevés par rapport à nos résultats.

Selon les résultats obtenus, on a noté que le Monoparasitisme est présent chez 76,09% des cas étudiés, alors qu'uniquement 24% ont présenté un Polyparasitisme. Le pourcentage de Monoparasitisme est inférieur à celui retrouvé dans le centre hospitalier de Kenitra par **El Guamri et al. (2011)** (89,27%), tandis que le taux de Polyparasitisme est supérieur à celui noté par **Adoubryn et al. (2001)** (16,9%) chez les enfants à Toumodi (Cote d'Ivoire). Cette forte proportion des cas d'associations dans notre étude reflète les conditions précaires (le péril fécal, le climat, le faible niveau d'instruction, la précarité de l'hygiène et du niveau d'assainissement).

Durant notre étude, parmi les cas positifs en parasites digestifs, 58% (27 cas) appartiennent au sexe masculin, alors que seulement 41,3% (19 cas) sont des femmes. Nos résultats ne corroborent pas avec les travaux réalisés par **El Guamri et al. (2009)** au Maroc, **Calderaro et al. (2014)** en Italie et **Qureshi et al. (1997)** en Pakistan qui ont trouvé une prédominance d'infestation féminine avec les parasites intestinaux (52.80 %, 55.33% et 51,86%, respectivement).

D'autre part, nos résultats sont compatibles avec ceux retrouvés à Constantine par **Zekri et Merrouche (2017)** et à Tizi-Ouzou par **Dani et Saib (2017)** où les proportions d'infestation sont les plus élevées pour le sexe masculin, avec un taux de 55.70% et 63%, respectivement. Ceci est peut être expliqué par le nombre important des bilans de travail et qui est souvent représenté par des hommes. Il est également possible que cette différence soit due au fait que les hommes sont moins respectueux des conditions d'hygiène que les femmes, et même au mode de vie des hommes qui sont plus actifs et sociaux que les femmes.

Notre étude a montré que la prévalence des cas positifs des parasites intestinaux est plus élevée chez les adultes avec un pourcentage de 82,6% par rapport à celui des enfants (17,4%). Nos résultats sont opposés avec ceux trouvés par **Cheikhrouhou et al. (2009)** et **Kasmi et Saidouni (2016)** qui ont rapporté des taux d'infestation de 50.2% et 59.86%, respectivement chez l'enfant. De même, selon **EL Guamri et al. (2011)**, les enfants représentaient (80.03%) et les adultes (19.97%) au centre hospitalier de Kenitra (Maroc).

Selon **Rubidge et al., (1970)**, les enfants en Afrique du sud sont les plus touchés par les parasites intestinaux car ces derniers sont adressés aux écoles primaires, période durant laquelle la proximité, les jeux en collectivité et le contact avec la terre favorisent leur contamination.

Dans la présente étude, en analysant la symptomologie en fonction des cas positifs (46 cas), la symptomatologie clinique la plus souvent associée à la présence de parasites dans les selles est représentée majoritairement par les douleurs abdominales (39.1 %) puis une association des douleurs abdominales avec une diarrhée (23,9%), la perte d'appétit (10,9%), et un seul cas représente des vomissements (2,2%).

Pour les sujets asymptomatiques, le taux était inférieur à ceux qui présentent des symptômes (23,9%). Ce résultat exprime que les sujets infestés ne manifestent pas toujours une symptomatologie clinique et sont considérés comme des porteurs sains (asymptomatiques), représentant ainsi une source de contamination et de diffusion de ces infections dans l'environnement. Ce qui nécessite la mise en place d'un traitement et faire un dépistage dans les collectivités dans le cadre de prévention.

Pour les cas négatifs (14 cas), 21,4% ont présenté des signes cliniques. Ceci est peut être expliqué par le nombre important des bilans de travail ou des contrôles sanitaires.

Conclusion

Conclusion

Les parasites intestinaux constituent un grave problème sanitaire au niveau mondial qui est lié au niveau d'hygiène de la population et de son environnement.

L'objectif de notre travail est d'évaluer la prévalence des parasitoses intestinales chez les patients consultant le laboratoire d'analyses de bactériologie- parasitologie de DR Abdaoui à Cherchell-wilaya de Tipaza depuis le mois d'avril jusqu'au mois de juin.

Les parasitoses engendrent des troubles digestifs assez communs d'où le problème d'orientation du diagnostic. Le principal élément de diagnostic est l'examen parasitologique des selles (EPS) qui met en évidence des kystes, des œufs, des larves et/ou des adultes.

L'étude a mis en évidence une prévalence de 76,7% des parasites intestinaux chez la population étudiée, avec une prédominance masculine 61,7% (37 cas) et une prédominance des protozoaires (97,82%), dont la classe majoritaire est celle des amibes. Durant notre étude, *Entamoeba histolytica* est trouvée la plus fréquente (60,9%), suivie de *Blastocystis hominis* (13,04%), *Entamoeba coli* (6,5%) et un même taux (2,17%) pour *Endolimax nana* et *Giardia intestinalis*. Pour les Helminthes, une seule espèce a été identifiée, *Ascaris lumbricoides*.

Les méthodes utilisées permettent de mettre en évidence toutes les formes parasites pour une meilleure confirmation du diagnostic

Parmi les facteurs de risque qu'on peut déduire de cette étude, nous citons les mauvaises conditions écologiques défavorables à une vie saine, tels que la pollution des eaux, des aliments ce qui représente un risque d'ingestion des kystes dans l'eau souillée et dans les aliments, l'absence de l'appréhension dans la société sur ces maladies et leurs sources d'infection et de contamination, le manque d'hygiène, l'absence du contrôle des enfants dans leurs maisons et au niveau des écoles.

Les parasitoses du tube digestif sont intimement liées au péril fécal. Ce fléau, dû à l'élimination incontrôlée des déjections humaines contenant des œufs et des kystes, afflige les pays en voie de développement. C'est un baromètre du niveau d'hygiène, et par là même, un indicateur du développement. C'est un problème de santé publique en zone d'endémie parasitaire. La diminution de la prévalence des affections liées au péril fécal passe par une élévation du niveau de vie.

Conclusion

La chaîne naturelle du péril fécal met en jeu plusieurs éléments entre le réservoir et les hommes (aliments, mains, mouches, sol, eau). Il convient d'attaquer chacun des éléments pour une bonne efficacité, sachant que le rôle de l'eau y est capital.

Les traitements actuels sont efficaces, faciles à administrer et à large spectre, mais la difficulté réside dans la prévention, fondée sur l'hygiène individuelle et collective. De ce fait, la lutte contre les parasites intestinaux s'impose.

Références bibliographiques

Références bibliographiques

1. (amoebose exclue). Elsevier Masson).Encyclopédie médico-chirurgicale. PP. 8-15.
2. AAJAOUJ, G. (2015). Les coccidioses intestinales (Doctoral dissertation).
3. Adam, R. D. (2001). Biology of Giardia lamblia. Clin Microbiol.p447-75
4. Adou-Bryn, D., Kouassi, M., Brou, J., Ouhon, J., &Assoumou, A. (2001). Prévalence globale des parasitoses à transmission orale chez les enfants à Toumodi (Côte d'Ivoire). Médecine d'Afrique Noire, 48(10), 394-8.
5. Afriad, Y. (2018). Epidémiologie des parasitoses intestinales chez la population de la ville d'Agadir. Mémoire de fin d'études pour l'obtention du Doctorat En Médecine. Université CADI AYYAD. MARRAKECH, 114p Annexes Annexes Résumé.
6. Ahmed, NH (2014). Culture de parasites. Parasitologie tropicale , 4 (2), 80 .
7. **Anofel**, 2016. Parasitoses et Mycoses des regions tempérées et tropicales,Parasitologie médicale, UMVF, 3è edition, 411p.
8. Anonyme, 2014,Association française des enseignants de parasitologie et mycologie (Anofel), Polycopie national, parasitologie médicale : Généralités et définitions.Université médicale virtuelle francophonée. 411p
9. ANSM., (2015).Résumé des caractéristiques du produit. Flubendazole.
10. BACHHTA, E., Zenaidi, N., & TABET-DERRAZ, O. (1990). Bilan des parasitoses intestinales rencontrées dans l'Algérois (années 1984-1988). Bulletin de la Société de pathologie exotique, 83(4), 510-516.
11. Becker, Jr, GL, Knep, S., Lance, KP et Kaufman, L. (1980). Abcès amibien du cerveau. Neurochirurgie , 6 (2), 192-194.
12. Belhamri, N., & Moutaj, R. (2015). Profil épidémiologique des parasitoses intestinales au service de Parasitologie Mycologie à l'Hôpital Militaire Avicenne de Marrakech. Université Cadi Ayyadi, Marrakech, 8-35.
13. Belkadi, A. Et Boukert, N., 2015- étude des parasites intestinaux chez les malades hospitalisés dans le service gastro-entérologie au CHU-Mustapha d'Alger. Mémoire de fin d'étude

Références bibliographiques

14. Belkaid M., Tabet M., Merrazo., Amrioui B., Zenaidi N., Bahbou M., 1992, de laboratoire en parasitologie (examens directs). Ed Hydra – Alger. pp 53_117.
15. Belkaid, M, Zenaidi N, Tabet Derraz O & Hamrioui B (2013). Cours de parasitologie. Ed. Belkaid, Alger, T 01, P 43.
16. BELLAKA Nadia, K. H. Etude épidémiologique des parasitoses intestinales chez la population de la région Oued Righ.
17. Benzalim, M. (2010). Dépistage des parasites intestinaux chez les enfants consultant à l'hôpital de jour de pédiatrie au CHU Med VI à Marrakech. Université de Marrakech, 89-97.
18. Boireau, P., Guillot, J., Polack, B., Vallée, I., & Chermette, R. (2002). Risques parasitaires liés aux aliments d'origine animale. *Revue Française des Laboratoires*, 2002(348), 71-89.
19. Bonnet, É. (2008). *Entamoeba histolytica* épidémiologie, évolution dans la connaissance de la pathogénèse, du diagnostic, 35-de la thérapeutique et de la prévention p 27
20. Bonnin, A., Botterel-Chartier, F., Bourée, P., Bouteille, B., Brenier-Pinchart, M. P., Bretagne, S., ... & Vincendeau, P. (2016). Parasitoses et mycoses: des régions tempérées et tropicales; Réussir les ECNi. Elsevier Health Sciences. m, p411.
21. Bonnin, A., Dei-Cas, E., & Camerlynck, P. (1993). Biologie moléculaire et cellulaire des infections opportunistes dans le SIDA. *Cryptosporidium et Isospora*. Série Biologie moléculaire et cellulaire des maladies humaines, 2, 139-161.
22. Botero, R.D., Cabrera D.B., Chowdhury, B.A., Osei-Tutu, E., 1980, Diarrhées d'origine parasitaire, *Bulletin de l'Organisation mondiale de la Santé*, 59 (2) Suisse p: 175-187
23. Bouchaud O. et Aumaitre H., *Diagnostic et Traitement des Parasitoses Intestinales Digestives (sauf amibiases)* EncyclMedChir (Elsevier, Paris), 1999, (40): 1-12
24. Bouratbine, A., Aoun, K., Siala, E., Chahed, MK, Ben Hassine, L., & Meherzi, A. (2000). Pour une meilleure estimation de la prévalence du parasitisme intestinal dans la région de Tunis. *Bull Soc Pathol Exot*, 93 (5), 353-355.
25. Bourée, P, Milundu, J, Dahane. N., 2009, Une cause mal connue de diarrée : l'isosporese Lors des journées nationales d'infectiologie.
26. Bourée, P. (2013). Parasitoses intestinales infantiles. *Journal de Pédiatrie et de Puériculture*, 26(5), 268-278.

Références bibliographiques

27. Bourée, P., Dahane, N., Resende, P., Bisaro, F., & Ensaf, A. (2012). Les cestodes et leur diagnostic au laboratoire. *Revue Francophone des Laboratoires*, 2012(440), 67-73.
28. Bouzid, M., Hunter, PR, Chalmers, RM et Tyler, KM (2013). Pathogénicité et virulence de *Cryptosporidium*. *Revue de microbiologie clinique*, 26 (1), 115-134.
29. Brumpt, L., Brumpt, V, 1967. *Travaux pratiques de parasitologie*, p 256-259.
30. Calderaro, A., Montecchini, S., Rossi, S., Gorrini, C., De Conto, F., Medici, MC, ..& Arcangeletti, MC (2014). Parasitoses intestinales dans un hôpital de soins tertiaires situé dans un milieu non endémique entre 2006 et 2010. *Maladies infectieuses BMC*, 14 (1), 1-9.
31. cheikhrouhou, f., trabelsi, h., sellami, h., makni, f., & ayadi, a. (2009) parasitoses intestinales dans la région de sfax (sud tunisien): étude retrospective digestive parasites in sfax (south of tunisia): a retrospective study
32. CINQUETTI G. M.-P. MASSOURE, P. REY., (2012). *Traitement des parasitoses digestives*
33. DANI, F., & SAIB, M. (2017). Parasitoses intestinales diagnostiquées au niveau du CHU de Tizi Ouzou.
34. De la Santé, O. M. (1993). *Parasitologie médicale: techniques de base pour le laboratoire*. In *Parasitologie médicale: techniques de base pour le laboratoire* (pp. viii-118).
35. Divoux, E., Szajner, S., Le Moal, G., Venisse, N., Faucher-Grassin, J., & Dupuis, A. (2006). Mise au point sur le traitement de la cryptosporidiose: intérêt du nitazoxanide. *Journal de Pharmacie Clinique*, 25(4), 197-205.
36. Dominique C., (2007). 2^{ème} cycle des études médicales. Enseignement de parasitologie et mycologie. Faculté de médecine de Nantes. PP.105-74. Editions Médicales Internationales.
37. Dridi, K., Fakhfakh, N., Belhadj, S., Kaouech, E., Kallel, K., & Chaker, E. (2015). Laboratoire de Parasitologie-Mycologie, Hôpital la Rabta, Tunis, Tunisie. *LA TUNISIE MEDICALE*, 93(7).
38. Dupouy-Camet, J., Touabet-Azouzi, N., Fréalle, E., Van Cauteren, D., Yera, H., & Moneret-Vautrin, A. (2016). Incidence de l'anisakidose en France. Enquête rétrospective 2010-2014. *Bull Epidemiol Hebd*, 5, 64-70.
39. DURAND, D. F., BRENIER-PINCHART, D. M. P., & PELLOUX, H. (2005). Parasitoses digestives: lambliaze, taeniasis, ascaridiose, oxyurose, amibiase, hydatidose. *Corpus médical-faculté de médecine de Grenoble*, disponible sur <http://www.santé.ujfgrenoble.fr/santé>.

Références bibliographiques

40. Durand, D. V., Le Jeune, C., Aslangul, E., & Bertin, P. (2008). Dorosz: Guide pratique des médicaments, 2009e éd.
41. Durieux p.1985, encyclopédie Medico _chirurgéal France 7 p
42. EDOUARD B, BOHAND X, MASLIN J., (2004).Médicaments des infections à protozoaires (paludisme exclu). EMC-Maladies infectieuses. PP.293-301
43. EL ARBITI, I. (2020). PARASIToses INTESTINALES CHEZ L'ENFANT (Doctoral dissertation).
44. El Guamri, Y., Belghyti, D., Achicha, A., Tiabi, M., Aujjar, N., Barkia, A., ...&Lakhal, A. (2009, March). Enquête épidémiologique rétrospective sur les parasitoses intestinales au Centre hospitalier provincial El Idrissi (Kénitra, Maroc): bilan de 10 ans (1996-2005). In Annales de Biologie Clinique (Vol. 67, No. 2, pp. 191-202).
45. El Guamri, Y., Belghyti, D., Barkia, A., Tiabi, M., Aujjar, N., Achicha, A., ...&Elfellaki, L. (2011). Parasitic infection of the digestive tract in children in a regional hospital center in Gharb (Kenitra, Morroco): some epidemiological features. East African Journal of Public Health, 8(4), 250-257.
46. El Guemri Y et al, Bilan de dix ans sur les parasitoses intestinales au centre hospitalier de Kénitra Maroc : 1996- 2005.
47. Elqaj, M., Belghyti, D., Ahami, A., Loutfi, H., Elkharrim, K., &Taboz, Y. (2009). Prévalence des parasitoses intestinales chez les écoliers en milieu rural Kenitra-Maroc. World Journal of BiologicalResearch, 2(1), 1-6.
48. Fall, D. (1977). Prévalence du paludisme et des parasitoses intestinales au niveau du centre de santé Nabil Choucair de la Patte D'oie Builders, Dakar (Doctoral dissertation, Thèse Doctorat Pharmacie).
49. Fall, D. (2006), prevalence du paludisme et desparasitoses intestinales au niveaudu centre de sante nabil choucairde la patte d'oie builders – dakar,th doctorat ,senegal,28/30p
50. Flourié, B., Hépatogastroentérologie, C. H. U., Sud, L., BELLAICHE, G., PH, H., Ballanger, C. R., ... & LAFORTUNE, P. J. (2003). Indications des examens de selles chez l'adulte. Gastroenterol Clin Biol, 27, 627-642.
51. Garavelli, P., &Libanore, M. (1993). Blastocystishominis and blastocystosis (Zierdt-Garavelli disease). The Italian journal of gastroenterology, 25(1), 33-36.

Références bibliographiques

52. Gaudiot, C. (2000). Contamination parasitaire chez l'homme par l'alimentation (Doctoral dissertation, UHP-Université Henri Poincaré).
53. Graczyk, TK, Shiff, CK, Tamang, L., Munsaka, F., Beitin, AM et Moss, WJ (2005). L'association de Blastocystishominis et Endolimax nana avec des selles diarrhéiques chez des enfants zambiens d'âge scolaire. Recherche en parasitologie , 98 (1), 38-43.
54. Guillaume, V. (2007). Parasitologie: fiches pratiques (Autoévaluation et Manipulations). Editions De boek et Laciers. a.
55. Guillaume, V. (2007). Fiches de parasitologie. De Boeck Supérieur.
56. Gündüz, T., Limoncu, M. E., Çümen, S., Ari, A., Etiz, S., & Tay, Z. (2008). The prevalence of intestinal parasites and nasal S. aureus carriage among food handlers. Journal of EnvironmentalHealth, 70(10).
57. Hoare, C. A. (1962). Reservoir hosts and natural foci of human protozoal infections. Acta tropica, 19(4), 281-317.
58. Iqbal, J., Hira, PR, Al-Ali, F., & Philip, R. (2001). Cryptosporidiose chez les enfants koweïtiens : saisonnalité et endémicité. Microbiologie clinique et infection , 7 (5), 261-266.
59. Jean Jackes Rousset. (1993). pratique. Intérêt et méthodologie (notions sur les parasites de tube digestif).Ed ESTEM . P 5-7, 14-19, 23-31.
60. Kalkan, İ. H., & DAĞLI, Ü. (2010). What is the most accurate method in the diagnosis of amebic dysentery?. Turkish Journal of Gastroenterology, 21(1), 87-90.
61. Kasmi, H., & Saidouni, A. (2016). Étude de la prévalence des protozooses intestinales diagnostiquées au sein du laboratoire de parasitologie-mycologie du CHU de Tlemcen. Département de pharmacie. Université Abou BekrBelkaid. Tlemcen, 3-73.
62. Khaoula, B. A. B., & Maroua, K. (2017). Etude des parasites intestinaux chez L'Homme et les Ovins dans la région de Guelma.
63. KHIATI, M. (2004). Maladie infectieuse et parasitaire. Edition OPU, 11-189.
64. Koh, W., Clode, PL, Monis, P. et Thompson, RC (2013). Multiplication du pathogène d'origine hydrique Cryptosporidiumparvum dans un système de biofilm aquatique. Parasites & vecteurs , 6 (1), 1-11.

Références bibliographiques

65. LATEEF, M., S. A. ZARGAR., (2008)."Successful treatment of niclosamide-and praziquantel-resistant beef tapeworm infection with nitazoxanide." International Journal of Infectious Diseases . PP. 80-82
66. Les professionnels, M. E. E. C., L'alimentation, d. e.,& de la region, d. m. prevalence du portage parasitaire intestinal asymptomatique.
67. LOUTAN, L GETAZ F CHAPPUIS L., (2007). Parasitoses intestinales et hépatiques: diagnostic et traitement. Suisse. 14 p.
68. Magne, D., Chochillon, C., Savel, J., &Gobert, J. G. (1996). Flagelloses intestinales. EncyclMédChir, Maladies infectieuses, 08-515.
69. Magne, D., Chochillon, C., Savel, J., &Gobert, J. G. (1996). Flagelloses intestinales. Encycl. Méd. Chir.
70. MASUCCIL., GRAFFEOL R., BANIL S., BUGLI F., BOCCIA S., NICOLOTTI N., FIORIL B., FADDAL G. and SPANU T., 2011. Intestinal parasites isolated in a large teaching hospital, Italy, Euro Surveill., 16 (24) : 1-7
71. Matchand B., 2014.bilogie et diversité des protiste et methazoaire parasite .In parasite et biodiversité (cordonné par B.pintureau and A.Cornet p 146-193 paris
72. Mbaye, P. S., Wade, B., & Klotz, F. (2003). Ascaris et ascaridiose. Encycl. Med. Chir., Maladies infectieuses, 30(8).
73. Mehlhorn, H. (éd.). (2008). Encyclopédie de parasitologie : AM.
74. Merens, A., Rapp, C., Fabre, R., &Cavallo, J. D. (2005). Intérêt et limites du diagnostic au laboratoire de l'amibiase en 2004. Med Trop, 65(2), 167-175.
75. Molkhou, C. (2014). La cryptosporidiose chez le patient transplanté rénal : étuderétrospectivedescasdiagnostiquésdansleservice deNéphrologiedu CHU deRouen entre 2010 et 2014.
76. Morimoto, N., Korenaga, M., Komatsu, C., Sugihara, S., Nishida, M., Yasuoka, M., ... &Hashiguchi, Y. (1996). Un rapport de cas de diarrhée d'un voyageur outre-mer probablement causée par une infection à Chilomastix mesnili. Journal japonais de médecine tropicale et d'hygiène , 24 (3), 177-180.
77. MORIN, Y. (2004). Dictionnaire médicale. Edition Larousse, 416-768.

Références bibliographiques

78. Moulinier, C. (2003). Parasitologie et mycologie médicales: éléments de morphologie et de biologie. Editions Médicales Internationales.
79. Nadia, K. H.(2015). Etude épidémiologique des parasitoses intestinales chez la population de la région Oued Righ
80. Ndiaye, A. (2006). Contribution à l'étude des parasitoses intestinales à l'institut de pédiatrie sociale de pikine• guediawaye. 2006.
81. Ndiaye, B., Diagne-Guèye, N. M., Soko, T. O., Ndiaye, A. R., & Klotz, F. (2017). Amœbose intestinale. In EMC-Gastro-entérologie. Elsevier Masson SAS Paris.
82. Nicolas, X., Devaux, I.,...&vaumont, S.(2002).Le gène codant pour l'hepepcidine,un peptide régulateur du fer ,est régulé par l'anémie, l'hypoxie et l'inflaamation .Le journal d'inverstiation clinique ,110(7) ,1023_1044.
83. Nematian, J., Nematian, E., Gholamrezanezhad, A. et Asgari, AA (2004). Prévalence des infections parasitaires intestinales et leur relation avec les facteurs socio-économiques et les habitudes d'hygiène chez les élèves de l'école primaire de Téhéran. Acta tropica , 92 (3), 179-186.
84. Nicolas X., Chevalier B., Klotz F.- Anguillule et Anguillulose. EMC-Maladies infectieuses 2 (2005) 42-58, Elsevier-Paris.
85. Nicolas, M., Perez, J. M., & Carme, B. (2006). Diagnostic des parasitoses intestinales au CHU de la Guadeloupe: évolution de 1991 à 2003. Bull Soc PatholExot, 99(4), 254-257.
86. Nicolas, X., Chevalier, B., Simon, F., & Klotz, F. (2001). Traitement des parasitoses intestinales (amibiase et mycose exclues), Encycl. Méd. Chir.
87. Nozais j p 1996, makadie parasitaires Et péré fécal :les maladie dues aux helmenthes. Giardia intestinalis, moléculaire characterizadi of u d p ,acetylglucasaminepyrophosphorylasogene
88. Nozais, J. P. (1996). Traité de parasitologie médicale. Ed. Pradel.
89. OMS. International nomenclature of disease, Vol. II, part. 4, Parasiticdiseasesde la Santé, O. M. (1982). Les infections tréponémiques. Série Rapports Techniques, 674.
90. pharmacie, g. d. d. e. (1980). étude de l'efficacite de l'association à dose fixe métronidazole-furoate de diloxanide sur les formes végétatives et kystiques des protozoaires intestinaux à ouagadougou, burkinafaso (doctoral dissertation, université de ouagadougou).

Références bibliographiques

91. Qureshi, H., Ali, A., Baqai, R., & Ahmed, W. (1997). Efficacy of a Combined DiloxanideFuroate—Metronidazole Preparation in the Treatment of Amoebiasis and Giardiasis. *Journal of international medicalresearch*, 25(3), 167-170.
92. Rebih. (2021). Contribution à l'investigation de l'éventuelle parasitose digestive chez la population infantile et adulte dans la région de Djelfa (Doctoral dissertation, zianeachouruniversity of djelfa).
93. Rey, P., Andriamanantena, D., Bredin, C., & Klotz, F. (2005). Colites parasitaires. *EMC-Hépto-Gastroenterologie*, 2(2), 162-175.
94. Richard D. Pearson, R. (2018, octobre). giardiase. Récupéré sur msdmanuals.com: <https://www.msdmanuals.com/fr/professional/maladies-infectieuses/protozoairesintestinaux-et-microsporidies/giardiase#:~:text=Traitement,-Tinidazole%2C%20m%C3%A9tronidazole%20ou&text=Pour%20la%20giardiase%20symptomatique%2C%20le,pendant%205%20%C3%A0%207%2>.
95. Ripert, C., Pajot, F. X., Vincendeau, P., & Esquerdo Gomez, F. (1996). *Epidémiologie des maladies parasitaires; Tome 1: Protozooses*. Cachan: Éditions Médicales Internationales, 996, 393.
96. Rossle, NF, & Latif, B. (2013). La cryptosporidiose comme problème de santé menaçant : une revue. *Revue Asie-Pacifique de biomédecine tropicale* , 3 (11), 916-924.
97. Ryan, UNA, Fayer, R., & Xiao, L. (2014). Espèces de *Cryptosporidium* chez l'homme et l'animal : connaissances actuelles et besoins de recherche. *Parasitologie* , 141 (13), 1667-1685.
98. Saeed, H. A., & Hamid, H. H. (2010). Bacteriological and parasitological assessment of food handlers in the Omdurman area of Sudan. *Journal of Microbiology, Immunology and Infection*, 43(1), 70-73.
99. Santiso, R. (1997). Effets de la parasitose chronique sur la santé des femmes. *Journal international de gynécologie et d'obstétrique* , 58 (1), 129-136.
100. Savadogo, S. (2014). Etude de l'efficacité de l'association à dose fixe metronidazole-furoate de diloxanide sur les formes végétatives et kystiques des protozoaires intestinaux à Ouagadougou, Burkina Faso.

Références bibliographiques

101. Semmani, M., & Adjmi-Hamoudi, H. (2019). Etude épidémiologique des coccidies intestinales opportunistes dans l'algerois (Doctoral dissertation). p 32-80.
102. Site 1 : DPDx-CDC Parasitology Diagnostic Web Site (<http://www.dpd.cdc.gov>); consulté en Janvier 2015
103. Site 10 : <https://fr.scribd.com/document/471921077/ascaris>
104. Site 2 -Ladulte-pond-des-oeufs-Dans-leau-ceux-ci_fig5_289529838
105. Site 3: <https://www.researchgate.net/figure/Cycle-de-Fasciola-hepatica->
106. Site 4: Association Française des Enseignants de Parasitologie et Mycologie (ANOFEL). <http://www-sante.ujf-grenoble.fr/SANTE>. Disponible sur: <http://campus.cerimes.fr/parasitologie/poly-parasitologie.pdf> P39-40 consulté 02/2017.
107. Site 6 : https://www.researchgate.net/figure/Kyste-de-Balantidiumcoli_fig7_305110164 (photo de kyste balantidium coli).
108. Site 5: https://www.researchgate.net/figure/Kyste-de-Balantidium-coli_fig7_305110164
109. Site 7 : <https://www.yumpu.com/fr/document/view/17602511/taenia-saginata-cysticercus-bovis-anses>.
110. Site 8: https://parasitologiauffpunft.webnode.page/_files/200000041806b28166e/Pr%C3%A1tica%20V%20-%20Cestoda.pdf
111. Site 9 : https://pzzzzgg.cc/azAgzSLFBI/lm5xxQwIdCHY3yc/?esub=-7EBRQCgQAAHNX8twWBAOcc3Myd2AIATceJgGCAgADD7Nlx2IRDRoRDSIRDUIRDVoDRFoHbmwx2FkY29tYm_dmhxZkNlVMAAzJp&rid=-7EBNQCgQAAHDcMAQABgEBEREKEQkKEQ1CEQ0SAAF_YWRjb2libwEx&site_option=0
112. Somda, M. J. (1999). Les Parasitoses intestinales chez l'adulte dans le département de Dissin (Burkina Faso). Faculté des Sciences de la Santé (FSS). Université d'OUAGADOUGOU, 36-56.
113. Sulaiman, IM, Jiang, J., Singh, A. et Xiao, L. (2004). Distribution des génotypes et sous-génotypes de *Giardia duodenalis* dans les eaux usées urbaines brutes à Milwaukee, Wisconsin. *Microbiologie appliquée et environnementale*, 70 (6), 3776-3780
114. Swerdlow, MA, & Burrows, RB (1955). *Dientamoeba fragilis*, un pathogène intestinal. *Journal de l'Association médicale américaine*, 158 (3), 176-178.

Références bibliographiques

- 115.** Tan, KS (2004). Blastocystis chez l'homme et l'animal : nouvelles connaissances utilisant des méthodologies modernes. *Parasitologie vétérinaire* , 126 (1-2), 121-144.
- 116.** Thivierge k. (2014), Identification morphologique des parasites intestinaux. *RevQuebecqueenne* .Institut nationale de santé publique.
- 117.** Valigurová, A., Jirků, M., Koudela, B., Gelnar, M., Modrý, D., &Šlapeta, J. (2008). Cryptosporidies : parasites épicyllaires englobés par la membrane de la cellule hôte. *Journal international de parasitologie* , 38 (8-9), 913-922.
- 118.** Verweij, JJ, Laeijendecker, D., Brienen, EA, van Lieshout, L., &Polderman, AM (2003). Détection et identification des espèces d'Entamoeba dans des échantillons de selles par un test d'hybridation en ligne inverse. *Tourillon de microbiologie clinique* , 41 (11), 5041-5045.
- 119.** Wawrzyniak, I. (2012). Génomique et post-génomique du parasite intestinal Blastocystis sp. sous-type 7. Evaluation de son pouvoir pathogène (Doctoral dissertation, Université Blaise Pascal-Clermont-Ferrand II).
- 120.** Wéry, M. (1995). *Protozoologiemedicale* . De Boeck Université.
- 121.** Wolfe, MS (1990). Symptômes cliniques et diagnostic par les méthodes traditionnelles. *Giardiase.* , 175-185.
- 122.** Xiao, L. (2010). Épidémiologie moléculaire de la cryptosporidiose : une mise à jour. *Parasitologie expérimentale* , 124 (1), 80-89.
- 123.** Xiao, L., & Feng, Y. (2008). Cryptosporidiose zoonotique. *FEMS Immunologie et microbiologie médicale* , 52 (3), 309-323.
- 124.** Xiao, L., &Fayer, R. (2008). Caractérisation moléculaire des espèces et génotypes de *Cryptosporidium* et *Giardia* et évaluation de la transmission zoonotique. *Revue internationale de parasitologie* , 38 (11), 1239-1255.
- 125.** Yahou, L. (2017). Etude épidémiologique rétrospective de l'hydatidose dans la région de Bouira (Doctoral dissertation, Université Mouloud Mammeri).
- 126.** youdri, a. (2021). parasitoses intestinales chez les migrants originaires de l'afrique subsaharienne (Doctoral dissertation).p41.
- 127.** Zekri, A., Merrouche, K. (2017).Les Protozoosesintestinales diagnostiquées au laboratoire de l'établissement hospitalier Didouche Mourad Université des frères Mentouri Constantine 1.Faculté des sciences de la nature et de la vie. Département de biologie appliquée.

Références bibliographiques

- 128.** Zouitni, M. S. (2022). prévalence des parasitoses intestinales chez une population originaire d'Afrique subsaharienne résidant au Maroc (Doctoral dissertation).

Annexes

Annexe 1

Les photos des espèces parasitaires de la partie bibliographique



Figure 1 : forme kystique
d'Entamoeba histiolotiqua (Zouitni, 2020)

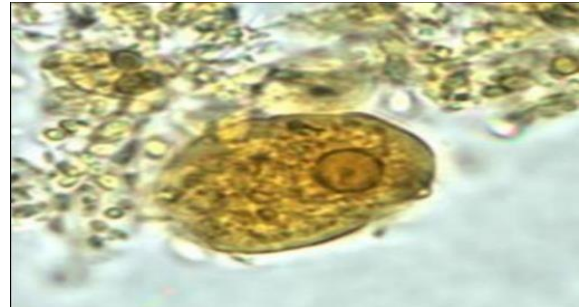


Figure2 : forme végétative *d'Entamoeba histiolotiqua* (Zouitni, 2020)



Figure 3 : *Entamoeba coli* forme végétative coloré avec lugol (Abir youdri ,2021)

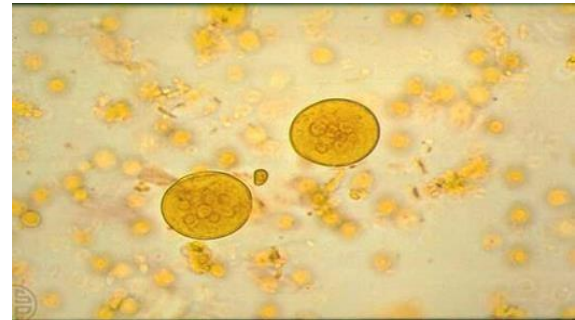


Figure 4 : kystes *d'Entamoeba coli* coloré avec lugol (Abir youdri ,2021)

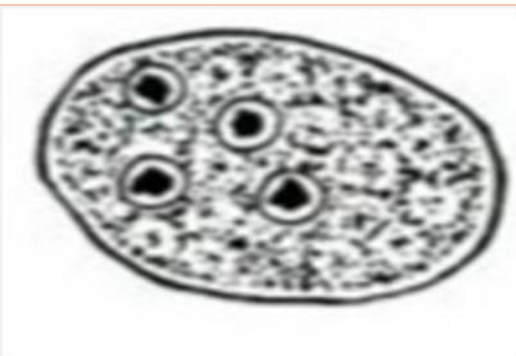


Figure 5 : La forme kystique *d'Endolimax nanus* (Guillaume, 2007)



Figure 6 : La forme végétative *d'Endolimax nanus* (Guillaume, 2007)

Annexes

--	--



Figure 7 : forme végétative de *Giardia intestinalis* (site 3 Anofel)



Figure 8 : kyste de *Giardia intestinalis* (site 3 Anofel)

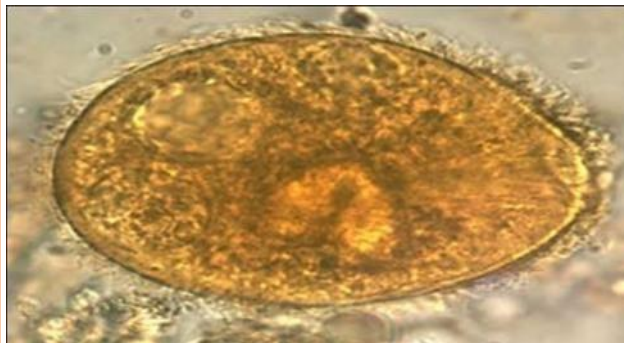


Figure 9: forme végétative de *Balantidium coli* (CDC, site 9)

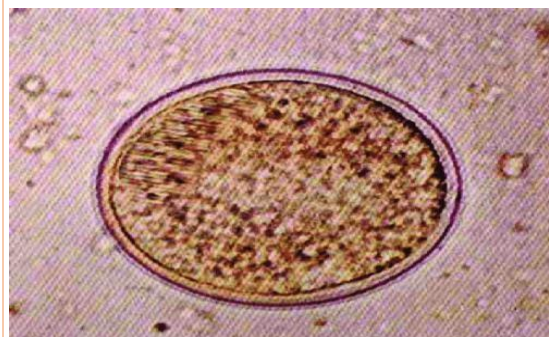


Figure 10 : forme kystique de *Balantidium coli* (site 10)

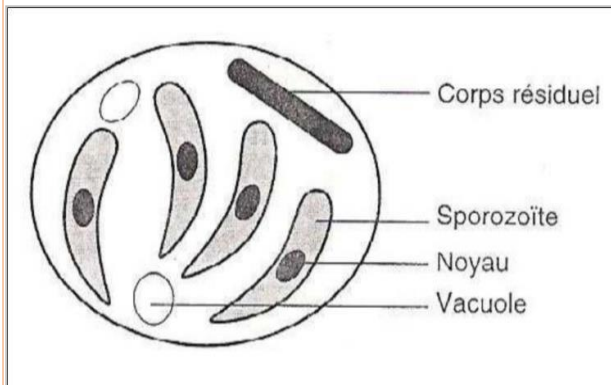


Figure 11 :schéma d'un oocyste mûr de *cryptosporidium* sp (Aajaouj Ghizlane, 2015)



Figure 12 : trophozoïte *Cryptosporidium* sp de localisé dans la surface de cellule épithéliale intestinale vue au microscope électronique (Aajaouj Ghizlane, 2015)

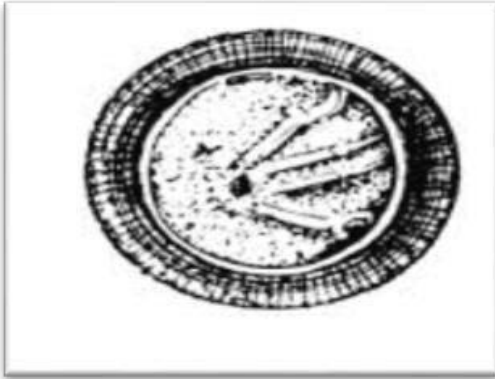


Figure 13: schéma présenté œuf de *T.saginata* (Belkaid *et al.*, 1992).



Figure14 : ver adulte de *Taenia sagina* (Anonyme 5)

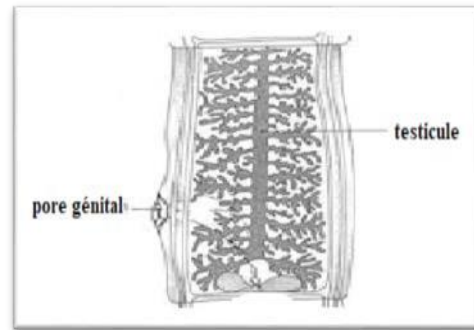


Figure 15 : proglottis de *T.saginata* (Anonyme 6)

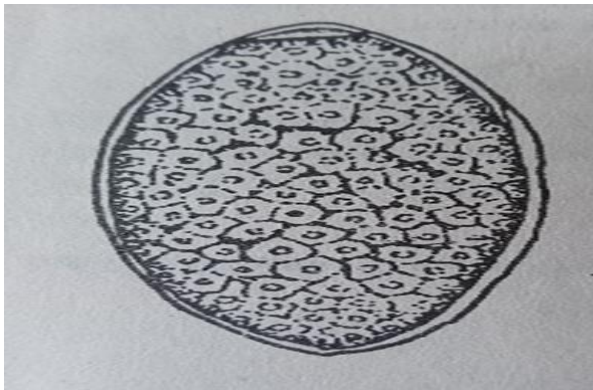


Figure 16 : Schéma présent œuf de *Fasciola hepatica* (Belkaid *et al.*, 1992).

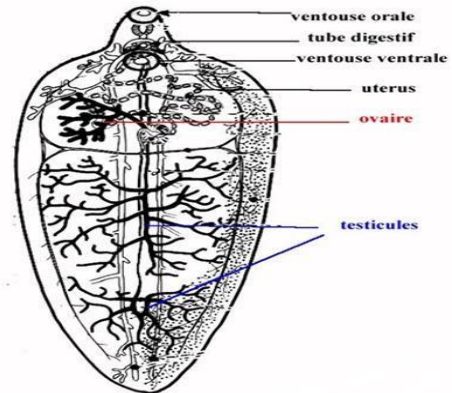


Figure 17 : Schéma présent l' adulte de *Fasciola hepatica* (Guillaume ,2007)

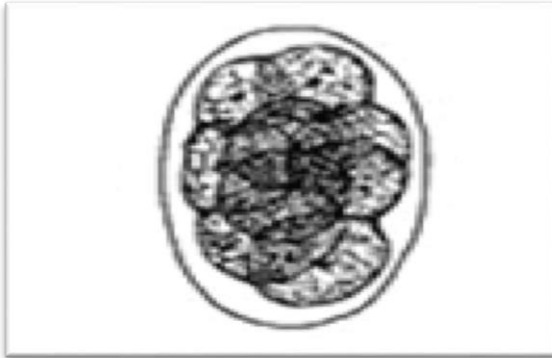


Figure 18 : schéma présente œuf *Ankylostoma duodenalis* (Belkaid *et al.*, 1992).

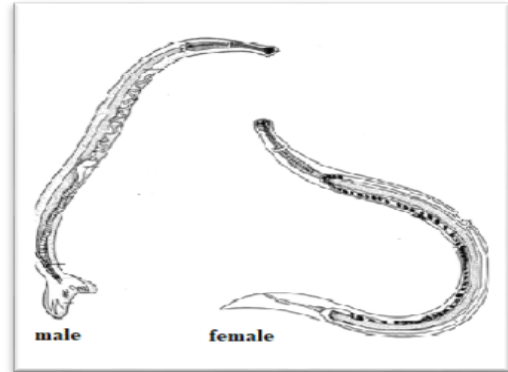


Figure 19 : Schéma présente adulte *Ankylostoma duodenalis* (Anonyme 7)

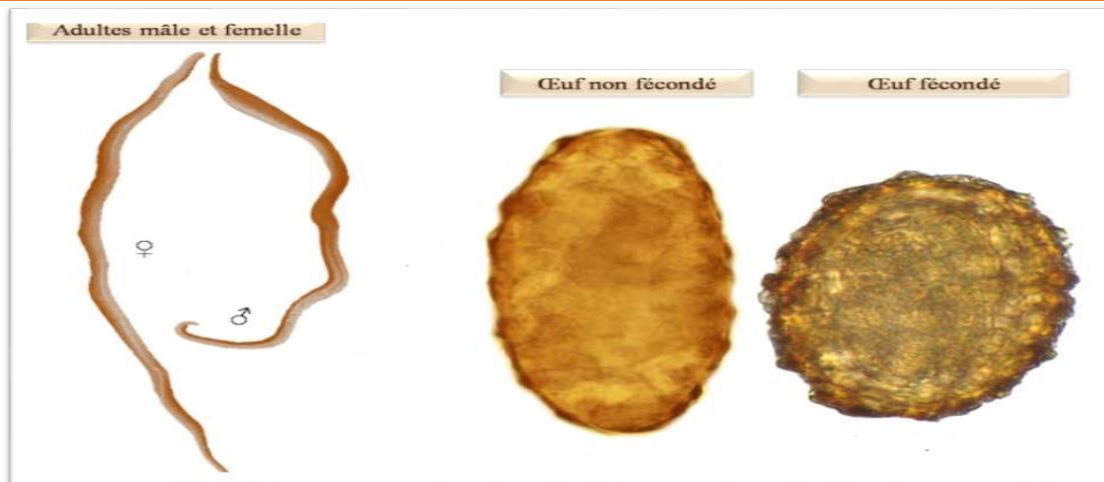


Figure 20: Œuf et adulte d'*Ascaris lumbricoide* (Anonyme)

Annexe 2

Fiche de renseignements

Examen demandé :

Coproparasitologie

Coproculture

Recherche des parasites opportunistes

Nom :

Prénom :

Age :

Sexe :

Signes cliniques :

Diarrhée Douleurs abdominales Retard de croissance Autres

Maladies associées :

Traitement Antibiotique en cours :

Prise d'antiparasitaires en cours :

Résultat de l'examen macroscopique :

Aspect des selles : Liquide Pâteux Glaireux Sanglant Dure

Coloration : Marron Jaune Verdâtre

Résultat de l'examen microscopique :

Type de parasite :

Protozoaires :

Entamoeba histolytica Entamoeba coli autres Entamoeba

Giardia intestinalis Trichomonas intestinalis Blastocystis hominis

Cryptosporidium sp Autres

Helminthes :

Oxyures Ankylostomes Ascaris Taenia

Schistosoma Anguillules Autres

Forme de parasite :

Forme végétative Kystes Œufs

Annexe 3



Figure 1 : Microscope optique

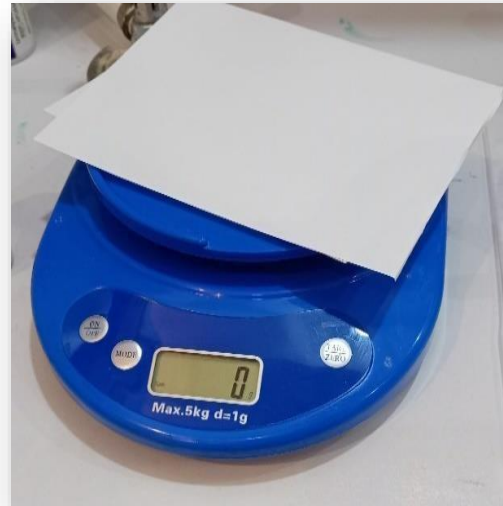


Figure 2 : Balance



Figure 3: Microscope optique

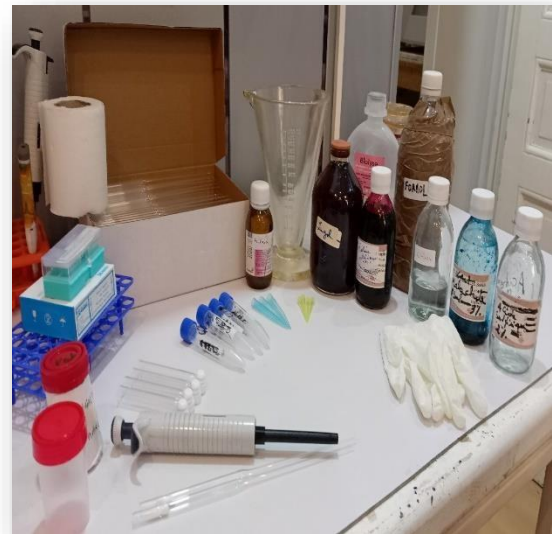


Figure 4: Matériel de laboratoire utilisé pour le diagnostic des parasitoses intestinales

Annexes

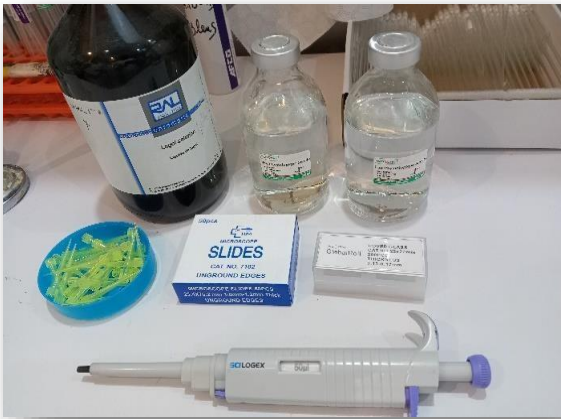


Figure 5: Matériel de l'examen à l'état frais



Figure 6 : Matériels et réactifs utilisés dans la technique de Ritchie

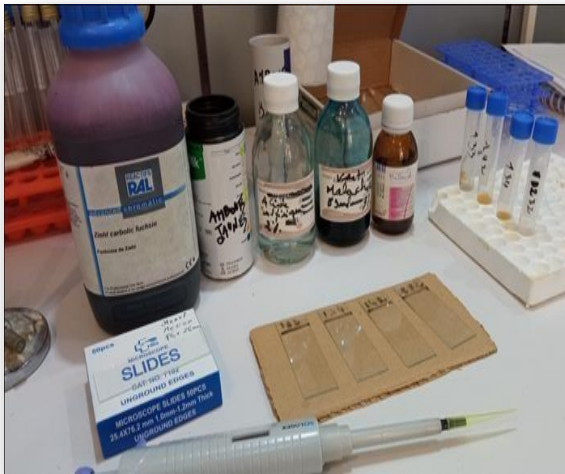


Figure 7: Matériels et réactifs utilisés dans la coloration de Ziehl Nelson modifiée

Annexe 4

Tableau 1: Répartition des cas des parasitoses intestinales selon le sexe

	Homme	Femme	Total
Cas positifs	27 (58,7 %)	19 (41,3 %)	46
Cas négatifs	10 (71,4 %)	4 (28,6 %)	14
			60

* p = 0,39

Tableau 2 : Répartition des cas des parasitoses intestinales selon l'âge

	Enfant	adulte	Total
Cas positifs	8 (17,4 %)	38 (82,6 %)	46
Cas négatifs	0	14 (100 %)	14
			60

* p = 0,09

Tableau 3 : Répartition des cas des parasitoses intestinales selon les signes cliniques

	Douleurs abdominales	Diarrhée et douleurs abdominales	Diarrhée, douleurs abdominales et perte d'appétit	Diarrhée, douleurs abdominales, perte d'appétit et vomissements	Aucun signe	Total
Cas positifs	18 (39,1%)	11 (23,9%)	5 (10,9%)	1 (2,2%)	11(23,9%)	46
Cas négatifs	3 (21,4%)	0	0	0	11(78,6%)	14
						60

p = 0.005

Annexe 5

Title of thesis in English

Prevalence of human intestinal parasites in the Wilaya of Tipaza.

عنوان المذكرة باللغة العربية

نسبة انتشار الطفيليات المعوية البشرية في ولاية تيبازة