

REPUBLIQUE ALGERIENNE DEMOCRATIQUE ET POPULAIRE
Ministère de l'Enseignement Supérieur et de la Recherche Scientifique
Université Mouloud Mammeri de TIZI OUZOU
Faculté des Sciences Biologiques et des Sciences Agronomiques
Département Biologie



Mémoire de fin d'étude
Master Académique en Biologie
Option : Parasitologie

Thème

**Parasitoses intestinales diagnostiquées
au C.H.U Nedir Mohamed Tizi-Ouzou**

Réalisé par

M^{lle} Belhired Ferial

M^{lle} Belhocine Sarah

Membres du jury :

Promoteur	: Mr Mouloua A	MCA	(UMMTO)
Présidente	: Mme MEDJDOUB-BENSAAD F	Professeur	(UMMTO)
Examinatrice	: Mme LAKABI L	MCA	(UMMTO)
Examinatrice	: Mme ABBASSEN R	Doctorante	(UMMTO)

2020-2021

Remerciement

Nous tenons à saisir cette occasion et adresser nos profonds remerciements et notre Profonde reconnaissance à dieu le tout puissant de nous avoir donné la santé et la volonté d'entamer et de mener à terme ce projet.

Nous tenons à remercier vivement notre promoteur Mr MOULOUA A maitre de conférences classe A, qui nous a Fait confiance et s'est mis à notre entière disposition pour le parfait déroulement de notre travail nous le remercions pour sa patience et sa rigueur.

Nous tenons à remercier aussi notre présidente de jury Mme MEDJDOUB-BENSAAD F ; professeur au département de Biologie de l'université Mouloud Mammeri d'avoir accepté de présider notre travail.

Nous remercions également Mme LAKABI L, maitre assistante de conférence classe A et Mme ABBASSEN R doctorante à l'université Mouloud Mammeri d'avoir accepté d'examiner notre travail.

Nous tenons à remercier le personnel du laboratoire de Parasitologie-Mycologie du CHU de Tizi-Ouzou Pour toute l'aide qu'ils nous ont apporté lors de la réalisation de ce travail. Sincère gratitude.

Dédicace



C'est avec un énorme plaisir, à cœur ouvert que je dédie ce modeste
travail à :

A mes parents

A ma très chère mère celle qui m'a donné la vie, ma source d'amour et de tendresse, merci pour tes encouragements et tes prières qui m'ont comblé tout au long de ma vie et qui étaient la clé de ma réussite.

A mon cher papa pour son soutien, son dévouement durant toutes ces années pour nous offrir le meilleur.

Les mots me manquent pour vous exprimer mon infini gratitude, puisse Dieu le tout puissant vous procurer santé, bonheur, et prospérité.

A mon frère bien aimé Sid-Ahmed puisse dieu te réserver le meilleur avenir.

A mes deux grand-mère puisse dieu préserver leurs santés.

A mes chers oncles Rabie et Boualem

A mes adorables tentes Hakima, Saliha, Rabia, Zahra, Naima et Nabila ainsi que tous leurs maris et enfants

A mes sœurs de cœur Ibtissem et Lydia que dieu vous garde pour moi

A mes chères amies Lydia, Radia, Louiza, etMouka

A mon binôme Fifi avec qui j'ai tant partagé durant toutes ces années

A Karima qui nous a tant aidée et soutenue durant la période de notre stage pratique

A une personne très chère à mon cœur qui m'a toujours encouragé et soutenu que dieu t'aide dans ta vie afin que tu atteignes ton but recherché.

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

SARAH



Dédicace



Je dédie ce modeste travail à :

La source de ma naissance, à celle qui a veillée pour moi depuis mon enfance jusqu'à ce jour, à celle qui n'a pas cessé de m'encourager et de me soutenir, à l'être la plus chère du monde « l'a3djouz ».

À mon cher père « miha » mon pilier.

À mes nuits blanches et mon café noir sans sucre qui m'ont donné de l'énergie pour continuer le chemin.

A mes très chères sœurs et mon très petit cher frère : Warda, Yasmine et Med Anis.

À mon adorable binôme sarah et nos amies Louiza, Rado et Mouka.

À Karima, Djamila, Sonia, Fatiha, docteur Djerdi, Mme Seklaoui et toute l'équipe de laboratoire de Parasitologie et Mycologie de CHU de Tizi-Ouzou.

Et un grand remerciement infini à notre encadreur Mr Mouloua qui nous a aidé et accueilli durant toute cette période avec patience.



FERIEL

Table des matières

Table des matières

Introduction 01

Objectifs 02

Partie théorique

Chapitre I : Généralités sur les parasites intestinaux

1. Les protozoaires intestinaux 03

1.1. Définition 03

1.2. Caractères morphologiques et biologiques 03

1.3. Systématique 05

1.4. Les différents protozoaires intestinaux 06

1.4.1. Les amibes 06

1.4.1.1. *Entamoeba histolytica* 06

– Morphologie 06

– Clinique 07

– Cycle de vie 07

1.4.1.2. Autres amibes 08

1.4.2. Les flagellés 10

1.4.2.1. *Giardia intestinalis* 11

– Morphologie 11

– Clinique 11

– Cycle de vie 11

1.4.2.2. *Trichomonas intestinalis* 12

1.4.2.3. *Chilomastix mesnili* 12

1.4.3. Les Ciliés 13

1.4.3.1. *Balantidium coli* 13

– Morphologie 13

– Clinique 13

– Cycle de vie 13

1.4.4. Parasites intestinaux opportunistes 14

1.4.4.1. La Cryptosporidiose 14

– Cycle de vie 15

1.4.4.2. L'Isosporose 15

– Cycle de vie 15

Table des matières

1.4.4.3. La Cyclosporoze	16
– Cycle de vie	16
– Morphologie	17
1.4.4.4. La Microsporidiose.....	18
– Cycle de vie	18
1.4.4.5 La Blastocystose	19
– Cycle de vie	19
– Clinique	20
2. Les helminthes	20
2.1. Définition	20
2.2. Classification	21
2.3. Les Cestodes	22
2.3.1. <i>Tænia saginata</i> / <i>Tænia solium</i>	22
– Cycle biologique	23
2.3.2. <i>Hymenolepis nana</i> / <i>Diphyllobothrium latum</i>	24
– Cycle de vie	24
– Pathogénie	25
2.4. Les trématodes	26
2.4.1. <i>Fasciola hepatica</i>	26
– Morphologie	26
– Clinique	26
– Cycle de vie	26
2.4.2. Bilharzioses (Schistosomiasés)	27
– Morphologie	27
– Clinique.....	28
– Cycle de vie	28
2.5. Nématodes.....	29
2.5.1 Nématodes à transmission per os	32
2.5.1.1. Ascariidiose	32
– Clinique	32
– Cycle de vie	32
2.5.1.2. Oxyurose	33
– Clinique	33
– Cycle de vie	34
2.5.1.3. Trichocéphalose.....	34
– Clinique	35
– Cycle de vie	35

Table des matières

2.5.2 Nématodes à transmission transcutanée.....	35
2.5.2.1. Ankylostomose	35
– Clinique	35
– Cycle de vie	36
2.5.2.2. Anguillulose	36
– Clinique	37
– Cycle de vie	37

Chapitre II : Traitement et prophylaxie des parasitoses intestinales

1. Traitement médicamenteux	38
2. Traitement chirurgical	38
3. Prophylaxie	39

II- Partie Pratique

Matériel et Méthodes

1. Rappel des objectifs	40
2. Matériels et méthodes	40
2.1. Matériel	40
2.2. Méthodes	41
2.2.1. Protocole d'étude	41
2.2.2. Diagnostic parasitologique	42
2.2.2.1. Examen Macroscopique	43
2.2.2.2. Examen microscopique	43
2.2.3. Préparations préalables des réactifs utilisés	43
2.2.4. Méthodes de concentration des selles	48
– Méthode de Richie	48
2.2.5. Méthodes spéciales	51
– Technique de scotch test (test de Graham)	51
– Technique de coloration de ZiehlNeelsen	52
Résultats et interprétation	56
Discussion.....	68
Conclusion	71
Références bibliographiques	
Annexes	
Résumé	

Liste des abréviations

Liste des abréviations

C.H.U : Centre Hospitalo Universitaire.

E. bieneusi : *Encephaleteusun bieneusi*.

E.dispar : *Entamoeba dispar*.

E.h.histolytica: *Entamoeba histolytica histolytica*.

E.h.minuta: *Entamoeba histolytica minuta*.

E.hartmani: *Entamoeba hartmanni*.

E.histolytica: *Entamoeba histolytica*.

EPS : Examen Parasitologique des Selles.

IC : immunocompétent

ID : Immunodéprimé.

F/H : Femme/Homme.

NaCl : Chlorure de Sodium.

OMS : Organisation Mondiale de la Santé.

S.guinensis: *Schistosoma guinensis*.

S.japonicum : *Schistosoma intercalatum*.

S.mansoni : *Schistosoma mansoni*.

S.mekongi: *Schistosoma mekongi*.

SIDA : Syndrome d'Immunodéficience Acquise.

VIH : Virus de l'Immunodéficience Humaine.

Listes des figures

Liste des figures

Figure 01 : Cycle biologique d' <i>Entamoeba histolytica</i>	08
Figure 02 : Cycle biologique de <i>Giardia intestinalis</i>	12
Figure 03 : cycle de vie de <i>Balantidium coli</i>	14
Figure 04 : Cycle biologique de <i>Cryptosporidium sp</i>	15
Figure 05 : Cycle biologique d' <i>Isospora belli</i>	16
Figure 06 : Cycle de vie de <i>Cyclospora</i>	17
Figure 07 : Développement intracellulaire des spores au cours du cycle D' <i>Enterocytozoon bienewisi</i>	19
Figure 08 : Cycle biologique de <i>Blastocystis hominis</i>	20
Figure 09 : Cycle biologique de <i>Tænia saginata/Tænia solium</i>	23
Figure 10 : cycle biologique d' <i>Hymenolepis nana</i>	25
Figure 11 : cycle biologique de <i>Fasciola hepatica</i>	27
Figure 12 : Cycle biologique de schistosomes	28
Figure 13 : Cycle évolutif d' <i>Ascaris lombricoïdes</i>	33
Figure 14 : Cycle de vie d' <i>Enterobius vermicularis</i>	34
Figure 15 : cycle évolutif de <i>Trichuris trichiura</i>	35
Figure 16 : Cycle biologique d' <i>Ankylostoma duodenalis</i>	36
Figure 17 : cycle biologique de <i>Strongyloïdes stercoralis</i>	37
Figure 18 : Matériel de laboratoire utilisé pour le diagnostic des parasitoses intestinales	41
Figure 19 : protocole opératoire de La préparation de l'eau physiologique à 9%	44
Figure 20 : protocole opératoire de la préparation de la solution du formol 10%	44
Figure 21 : Préparation du matériel pour la dilution	45
Figure 22 : Prélèvement de la selle de différents points.....	46
Figure 23 : Dilution de la selle dans de l'eau physiologique 9 pour 1000.....	46
Figure 24 : Déposer une goutte de la dilution entre lame et lamelle	46
Figure 25 : observation des lames au Gx10 puis Gx40	47
Figure 26 : Examen en iodo-iodurée	48
Figure 27 : Dilution de la selle dans le formol à 10%.....	49
Figure 28 : Remplissage du tube avec 2/3 de dilution et 1/3 d'éther.....	50

Listes des figures

Figure 29 : Centrifugation et formation de quatre phases	50
Figure 30 : Scotch test anal	52
Figure 31 : Étalement des frottis de selle à partir du culot de Ritchie	53
Figure 32 : Les réactifs de la technique de ZiehlNeelsen	53
Figure 33 : Séchage des frottis à l'air libre pendant 5 minutes après fixation au méthanol	54
Figure 34 :Coloration des frottis à la fuschine phéniquée	54
Figure 35 : Décoloration à l'acide sulfurique avec rinçage du frottis.....	54
Figure 36 : Coloration au vert de malachite	55
Figure 37 : Frottis après dernier rinçage.....	55
Figure 38 : Répartition de la population d'étude selon l'âge.....	56
Figure 39 : Fréquence des sujets examinés selon le sexe.....	57
Figure 40 :Répartition de la population d'étude selon le statu hospitalier.....	58
Figure 41 : Répartition de la population d'étude selon le service	58
Figure 42 : Répartition de la population d'étude selon la symptomologie clinique	59
Figure 43 :Répartition de la population d'étude selon L'examen demandé	60
Figure44 : Répartition de la population d'étude	61
Figure 45 : Répartition des cas positifs selon les deux classes d'âge	61
Figure 46 : Répartition des cas positifs selon le sexe	62
Figure 47 : Fréquence des cas positifs selon le statut hospitalier.....	63
Figure 48 :Répartition de la population d'étude selon le motif de consultation	63
Figure 49 :Répartition des parasites isolés selon leurs embranchements.....	64
Figure 50 : Fréquence des parasites diagnostiqués chez les sujets positifs.....	65
Figure 51 : Fréquence des cas positifs selon le mode de parasitisme.....	65
Figure 52 :forme vacuolaire de <i>Blastocystis sp</i> Examen direct à l'état frais Objectif × 40.....	66
Figure 53 : Kyste de <i>Giardia intestinalis</i> Examen direct à l'état frais Objectif × 40.....	66
Figure 54 : kyste d' <i>Entamoeba coli</i> après coloration au Lugol Objectif x 40.....	67
Figure 55 : Kyste d' <i>Endolimax nanus</i> après coloration au Lugol Objectif x 40.....	67
Figure 56 : Œuf d' <i>Enterobius vermicularis</i> au scotch test. Objectif × 40	67

Liste des tableaux

Liste des tableaux

Tableau 1. Caractéristiques des principales espèces de protozoaires intestinales	04
Tableau 2 : Classification des Protozoaires	05
Tableau 3 : Comparaison des formes végétatives d' <i>E.h.histolytica</i> et <i>E.h.minuta/E.dispar</i> ...	06
Tableau 4 : Description des kystes mures d' <i>E. histolytica/E.dispar</i>	06
Tableau 5 : morphologie des autres amibes non pathogènes	09
Tableau 6: Caractères morphologiques de <i>Chilomastix mesnili</i>	12
Tableau 7 : Comparaison de la morphologie entre <i>Isospora belli- Cyclospora caytanensis</i> et <i>Cryptosporidium.sp</i>	17
Tableau 8 : Classification des helminthes	21
Tableau9 : Comparaison entre la morphologie de <i>T.saginata</i> et <i>T.solium</i>	24
Tableau10 : Comparaison entre <i>Hymenolepis nana</i> et <i>Diphyllobothrium latum</i>	24
Tableau11 : Comparaison des Schistosomes intestinales	28
Tableau12. Caractéristiques morphologiques des principales espèces de Nématodes du tube digestif humain.....	30
Tableau13 : Principales caractéristiques des œufs de Nématodes du tube digestif humain.....	31

Introduction

Le parasitisme intestinal représente de nos jours une préoccupation majeure en termes de santé publique dans la population humaine. En effet l'Organisation Mondiale de la Santé (OMS) indique que plus de la moitié de la population mondiale serait affectée par des parasitoses intestinales en lien avec des infections par des protozoaires ou des organismes pluricellulaires tels que les vers [1].

Un parasite est un organisme qui se développe aux dépens d'un être vivant appelé « hôte ». Le degré de parasitisme reflète le degré de préjudice apporté à cet hôte allant de la symbiose à la mort de celui-ci, il déjoue les mécanismes immunitaires parfois sophistiqués de son hôte pour accomplir son cycle biologique et se maintenir aussi longtemps que possibles [2].

Le tube digestif de l'être humain peut être colonisé par diverses espèces parasitaires. Qu'il s'agisse de protozoaires ou d'helminthes, ces endoparasites digestifs siègent préférentiellement dans l'intestin. Cette situation stratégique au sein de l'hôte apporte au parasite un substrat nutritionnel régulier et assure la pérennité de son cycle de transmission [3,4].

Les conditions climatiques, les défauts d'hygiène, l'éducation sanitaire insuffisante, contribuent largement à l'expansion des parasitoses intestinales en augmentant la transmission et en perpétuant les cycles parasitaires [5].

Les protozoaires entériques les plus connus sont *Giardia* et *Entamoeba* qui font l'objet d'un nombre important d'études publiées annuellement. L'oxyurose est l'helminthiase la plus fréquente avec plus d'un milliard de personnes infectées dans le monde, à côté de ces trois microorganismes émergent d'autres parasites intestinaux tel que l'amibiase qui est la troisième cause de mortalité après le paludisme et la bilharziose [6]. La pandémie du SIDA a contribué à l'émergence de nouveaux pathogènes comme le microsporidies qui touchent 22 à 33% des sidéens [7], il a été estimé que plus de trois milliards de personnes sont infestées par les parasites intestinaux dans le monde et seraient à l'origine de parasitoses intestinales humaines. [8]

Le diagnostic des parasitoses intestinales est fait principalement par examen parasitologique des selles ou coproparasitologie, qui bien que présentant des limites reste un examen majeur pour la détection et l'identification des parasites intestinaux.

Objectifs

Les objectifs de notre étude sont de rechercher les parasites intestinaux chez des patients admis au service de parasitologie du CHU de Tizi-Ouzou, d'identifier ces parasites et d'estimer le taux de parasitisme chez ces patients.

Ce travail est présenté en trois parties : la première partie est une revue bibliographique traitant des différentes parasitoses intestinales humaines, la deuxième partie est une étude expérimentale dans laquelle nous présenterons le matériel et les méthodes utilisés, en développant particulièrement les différentes techniques réalisées au laboratoire de parasitologie. La troisième partie de ce mémoire sera consacrée aux résultats obtenus au terme de notre étude, ces résultats seront analysés dans la discussion. Une conclusion clôturera ce travail.

Chapitre I : Généralités sur les parasites intestinaux

Les parasites intestinaux sont des parasites qui occupent le tube digestif. Chez l'homme, ils se répandent souvent par manque d'hygiène liée aux fèces, par contact avec des animaux, ou par manque de cuisson de nourriture contenant des parasites.

Les protozoaires et les helminthes sont les deux grandes familles de parasites intestinaux.

1. Les protozoaires intestinaux

1.1. Définition

Les protozoaires intestinaux sont des parasites unicellulaires (eucaryotes), qui occupent le tube digestif chez l'homme. Certaines espèces sont reconnues comme pathogènes pour l'homme. Les autres sont commensales du colon et sont considérées comme peu ou pas pathogènes, leur présence est un indicateur de pollution fécale[10]. Les protozoaires pathogènes entraînent des infections le plus souvent localisées au tractus gastro-intestinal, à l'exception d'*Entamoeba histolytica* (Amibe) qui peut rarement, par dissémination, occasionner des localisations extra-intestinales (hépatique, pulmonaire ...), on parlera alors d'Amibiase extra-intestinale, cependant d'autres parasitoses peuvent occasionner des localisations extra-intestinales en cas de terrain immunitaire déprimé[11.12].

1.2. Caractères morphologiques et biologiques

Les protozoaires aussi bien libres que parasites, ont une structure qui se rapproche de celle de la cellule eucaryote et contiennent tous les organites observés chez les métazoaires (noyau, réticulum endoplasmiques, ribosomes, mitochondries, centrioles, appareil de Golgi, microtubules, flagelles, cils et lysosomes). [12] La reproduction est en général asexuée souvent par division binaire, c'est le cas des Sarcodina (amibes), des Mastigophora (flagellés) et des ciliés. Chez les Apicomplexa (coccidies), la reproduction comprend une phase de multiplication asexuée par schizogonie (ou mérogonie) et une phase de multiplication sexuée ou gamogonie. Celle-ci donne lieu à la formation d'un zygote qui se divise (sporogonie) pour donner des spores contenant les Sporozoites qui sont les éléments infectants.

Par ailleurs, les ciliés ont une reproduction sexuée par conjugaison (association momentanée de 2 individus qui changent le matériel du micronucléus puis se sépare).

La reproduction des microsporidies comportent aussi une phase de multiplication asexuée par schizogonie et une phase de sporogonie caractérisée par la formation de spores qui représentent le stade infectant.

Le tableau suivant regroupe quelques caractéristiques des principales espèces de Protozoaires parasites de l'intestin humain. [13]

Tableau 1. Caractéristiques des principales espèces de protozoaires intestinales [13.14].

Espèce	Distribution géographique	Fréquence	Forme de parasitisme	Stade infectant	Voie de transmission	Maladie
<i>Entamoeba histolytica</i>	Tropicale et subtropicale	+++	Mésoparasite	Kyste mûr à 4 noyaux	Oral	Amibiase
<i>Giardia intestinalis</i> <i>Enteromonas hominis</i>	Cosmopolite					Giardiose
<i>Cryptosporidium parvum</i> <i>Isospora belli</i>	Cosmopolite	++	Endoparasite cellulaire	oocyste		Cryptosporidiose Isosporose
<i>Encephalotozoon intestinalis</i> <i>Enterocytozoon bieneusi</i>	Tropicale et subtropicale	+		Spore		Microsporidiose
<i>Balantidium coli</i>	Cosmopolite (Amérique Latine, Asie)	+++	Mésoparasite	Kyste		Balantidiose
<i>Blastocystis hominis</i>	Cosmopolite	+++				Blastocystose

+++ Très fréquent, ++ fréquent, + Peu fréquent

1.3. Systématique

L'appareil locomoteur représente le critère principal de classification des protozoaires. Ils sont subdivisés en quatre embranchements auxquels appartiennent les espèces parasites du tube digestif (tableau 2).

Tableau 2 : Classification des Protozoaires.

Embranchement	S/E	Classe	S/C	Ordre	Famille	Genre
SARCOMASTI-GOPHORA	Sarcodina (amibes)	Loboassida (Rhizopodea)	Lobosia	Amoebida	Entamoebidae	<i>Entamoeba</i> <i>Endolimax</i> <i>Pseudolimax</i> <i>Blastocystis</i>
	Mastigophora	Zoomastigophora		Retromonidida	Retromonididae	<i>Retotamonas</i> <i>Chilomastix</i>
				Diplomonadida	Hexamitidae	<i>Giardia</i>
					Enteromonadidae	<i>Enteromonas</i>
				Trichomonadida	Trichomonadidae	<i>Pentatrichomonas</i>
				Monocercomonadidae	<i>Dientamoeba</i>	
Apicoplexa (sporozoaire)		Sporozoa	Coccida	Eucoccida	Eimeriidae	<i>Isospora</i>
					Cryptosporidiidae	<i>Cryptosporidium</i>
Microspora	/	Microsporea		Microsporida	/	<i>Encephalotozoon</i> <i>Enterocytozoon</i>
Ciliophora		Kinetofragminophora		Trichostomatida	Balantidae	<i>Balantidium</i>

1.4. Les différents protozoaires intestinaux

1.4.1 Les amibes

Ce sont des parasites appartenant à 4 genres qui se distinguent par leur structure nucléaire. Ils se caractérisent par la formation de pseudopodes pour leur déplacement et se présentent sous deux formes distinctes : forme végétative ou trophozoïte (forme mobile) et forme kystique (forme de résistance) [10].

1.4.1.1. *Entamoeba histolytica*

Elle existe sous deux formes :

- a) - Forme végétative : non hématophage ; *E.h.minuta* qui colonise le tube digestif et une forme hématophage ; *E. h. histolytica* qui peut envahir les tissus.
- b) – la forme kystique : d’*Entamoeba histolytica* n’est pas morphologiquement différenciable de celle d’*E.dispar* qui est non pathogène [11].

- Morphologie

Tableau 3 : Comparaison des formes végétatives d’*E.h.histolytica* et *E.h.minuta/E.dispar*[11]

	<i>Entamoeba histolytica histolytica</i>	<i>Entamoeba h.minuta/E.dispar</i>
Taille	20 à 40µ.	6 à 20µ.
Déplacement	Dans un seul sens par pseudopodes.	Par pseudopodes.
Noyau	Chromatine périphérique fine et régulière bien visible à l’état frais, et en position centrale, un granule de chromatine « caryosome »	
Cytoplasme	Finement granuleux, contient des hématies plus au moins digérées.	Jamais d’hématies.

Tableau 4 : Description des kystes mures d’*E.histolytica/E.dispar* [11].

	<i>Entamoeba histolytica / Entamoeba dispar</i>
Taille	8 à 15µ.
Forme	En générale arrondie, mais peut être ovalaire.
Contour	Le kyste est entouré d’une double coque, un seul contour net, épais réfringent et visible.
Aspect	Brillant.
Contenu	Présence irrégulière de cristalloïdes ou de corps sidérophile à extrémités arrondies : les « chromidiums ». Ce sont des éléments incolores et réfringents rencontrés dans le kyste jeune.
Noyau	Kyste à 4 noyaux (à maturité).

- Clinique

L'amibiase est une maladie liée au péril fécal, strictement humaine, due à un protozoaire *Entamoeba histolytica*, seule pathogène pour l'homme [15].

Selon la définition de l'OMS (1997) : « Amibiase maladie : Etat pathogène dans lequel l'organisme héberge *Entamoeba histolytica* avec ou sans manifestations cliniques » [16].

Elle se manifeste cliniquement sous deux formes principales :

L'amibiase intestinale aiguë : caractérisée par un syndrome dysentérique typique associant douleurs abdominales, exonération afécale et absence de fièvre. [17]

L'amibiase extra-intestinale : douleur de l'hypochondre droit, fièvre et hépatomégalie pour l'amibiase hépatique qui peut s'étendre au poumon et se disséminer dans d'autres organes [10].

- Cycle de vie

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 sous l'action des sucs digestifs, libérant des trophozoïtes à 4 noyaux. Chaque trophozoïte subit une division nucléaire donnant 8 petites amibes sous forme *minuta*, forme non pathogène. Après plusieurs mitoses dans la lumière colique, les formes *minuta* s'enkystent par épaissement de la membrane plasmique. Les kystes subissent une phase de maturation (avec division nucléaire) et ce sont les kystes mûrs à 4 noyaux qui sont éliminés avec le bol fécal qui constituent le stade de transmission d'un individu à un autre.

Le cycle peut se compliquer lorsque les formes *minuta* deviennent pathogènes. Les amibes se fixent sur l'épithélium intestinal, se multiplient par scissiparité et s'insinuent dans la sous muqueuse colique provoquant sa lyse. Ces formes *histolytica*, hématophage peuvent migrer et provoquer des abcès aux niveaux cérébral, pulmonaire et plus souvent hépatique [18].

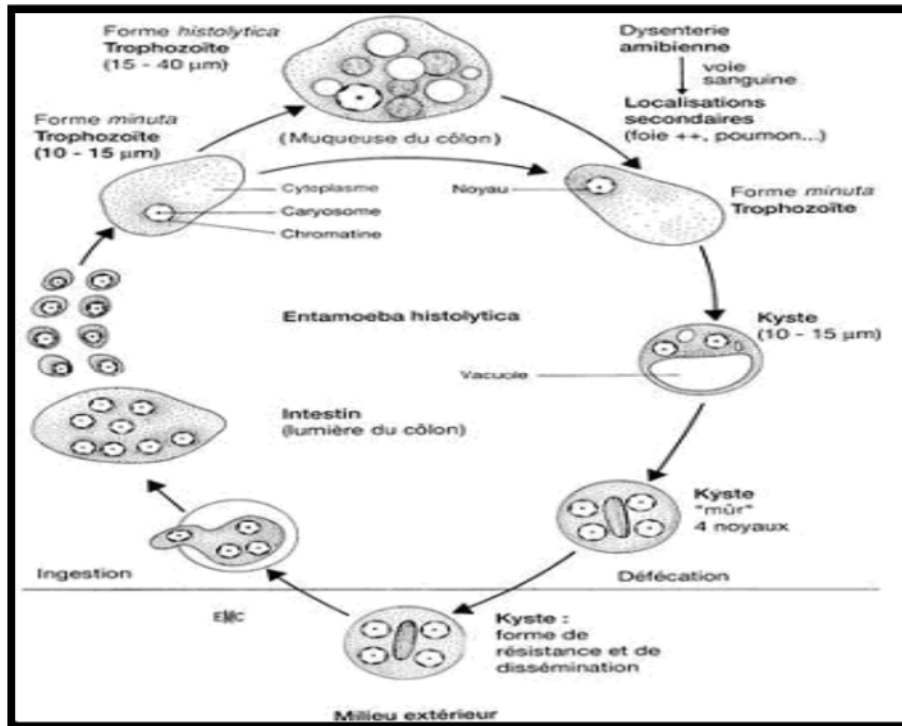
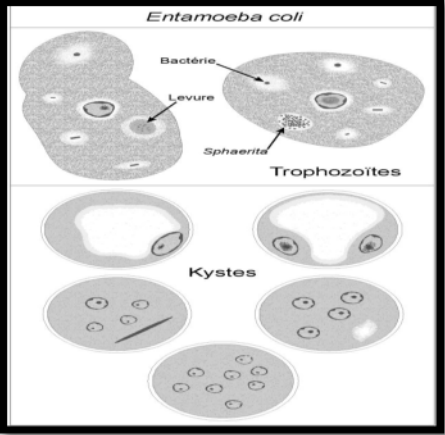

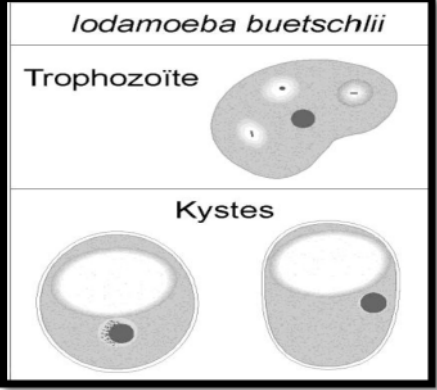


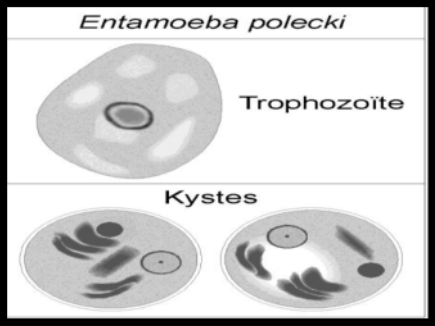
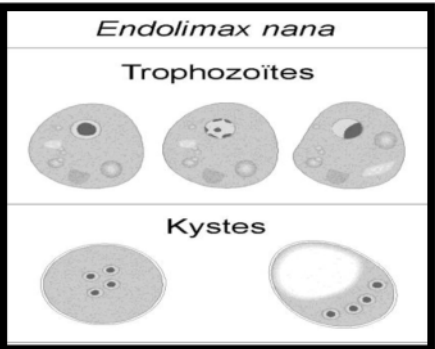
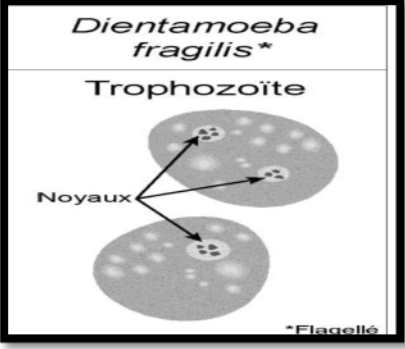
Figure 01 : Cycle biologique d'*Entamoeba histolytica* [19].

1.4.1.2. Autres amibes

Le tableau suivant résume les caractéristiques des autres amibes non pathogènes:

Tableau5 : morphologie des autres amibes non pathogènes.[20.21.22]

Autres amibes	Trophozoïtes	kystes
	<p>De grande taille 20 à 40 µm de diamètre.et possède un cytoplasme grossièrement granuleux, remplis de vacuoles. Le noyau parfois visible à l'état frais montre un petit caryosome excentré entouré d'un halo clair et une chromatine périphérique grossière et irrégulière.</p>	<p>Il mesure 15à20µm de diamètre, plus ou moins sphérique. Il est entouré d'une membrane épaisse et réfringente. Le kyste immature contient, parfois une grosse vacuole, le kyste mûr renferme huit noyaux du même type, et parfois des cristalloïdes en aiguilles à bouts pointus. Ce kyste est bien visible à l'état frais. Sans coloration.</p>
	<p>Les formes végétatives et kystiques d'<i>E.hartmani</i> ont à peu près les mêmes caractères que ceux d'<i>E.histolytica/dispar</i>, mais elles sont beaucoup plus petites, elles ne doivent pas être confondues avec la forme naine de cette espèce amibe.</p>	
	<p>Fait 8 à 15 µm de diamètre, son cytoplasme contient de nombreuses vacuoles où se trouvent des inclusions alimentaires volumineuses. Le noyau renferme un gros caryosome central en œil de bœuf, entouré d'un halo blanc formé de granules achromatiques.</p>	<p>très polymorphe (ovale, sphérique ou piriforme) mesure 6 à 15 µm, il possède un seul noyau et une grosse vacuole iodophile, d'où le nom de <i>Iodamoeba butschlii</i>.</p>

 <p><i>Entamoeba polecki</i></p> <p>Trophozoïte</p> <p>Kystes</p>	<p>Mesure 16 à 25 μm, sa mobilité est identique à celle d'<i>Entamoeba coli</i> (pseudopodes arrondis et lents). L'aspect du noyau est voisin à celui d'<i>E.histolytica</i>. Il y a une distinction nette entre, ectoplasme et endoplasme, ce dernier est bourré de grosses vacuoles.</p>	<p>de 9 à 17 μm, contient un seul noyau, et une masse faite de nombreux corps sidérophiles.</p>
 <p><i>Endolimax nana</i></p> <p>Trophozoïtes</p> <p>Kystes</p>	<p>Mesure 6 à 12 μm, son cytoplasme contient de nombreuses petites vacuoles et un noyau contenant un gros caryosome de forme et de localisation très variable. Elle émet de nombreux pseudopodes à la fois, donnant à l'amibe un aspect en grappe de boules transparentes.</p>	<p>De 7 à 10 μm est ovoïde ou rond ou rectangulaire à angles arrondis, il est pourvu de quatre noyaux dont une paire à chaque pôle, son contour mince est différent des autres kystes d'amibes.</p>
 <p><i>Dientamoeba fragilis*</i></p> <p>Trophozoïte</p> <p>Noyaux</p> <p>*Flagellé</p>	<p>7 à 8 μm, son cytoplasme renferme de très nombreuses vacuoles et deux noyaux contenant plusieurs mottes de chromatine. Elle est souvent rencontrée en association avec les œufs d'<i>Enterobius vermicularis</i> (oxyure).</p>	<p>Pas de forme kystique</p>

1.4.2. Les flagellés

Ce sont des protozoaires munis d'un ou plusieurs flagelles, parfois d'une membrane ondulante, qui leur servent d'organes locomoteurs, ils se caractérisent par deux aspects morphologiques différents : le trophozoïte flagellé forme mobile et le kyste forme de résistance. Ils forment un vaste groupe parmi les protozoaires dont 4 genres intéressent la parasitologie humaine et sont constitués d'espèces libres et parasites [24].

1.4.2.1. *Giardia intestinalis* (*Lambilia duodenalis*)

Protozoaire parasite de la partie haute du tube digestif de l'homme (duodénum). C'est le Protozoaire cosmopolite le plus commun au cours des infections intestinales humaines. L'enfant est plus souvent touché par rapport à l'adulte [92.52.6]

- Morphologie

Giardia intestinalis se présente sous deux formes :

- a) **La forme végétative** : Le trophozoïte mesure 6 à 10µm de largeur sur 10 à 20µm de longueur une épaisseur de 2 à 4µm. Le parasite apparaît sous forme d'un organisme piriforme. L'extrémité antérieure est arrondie et l'extrémité postérieure est effilée, se prolongeant par deux flagelles. Le trophozoïte possède une structure bilatérale parfaite avec deux noyaux, deux blépharoplastes, un axostyle et quatre paires de flagelles (2 flagelles latéraux, quatre centraux, deux médians). Il est entouré d'une membrane rigide [27.28], lors de son observation à l'objectif à immersion, il ressemble à un « visage de clown » [29].
- b) **La forme kystique** : le kyste est ovoïde mesure 9 à 12µm sur 6 à 8µm [30.31], une paroi à double contour d'épaisseur 0.3-0.5µm qui renferme 4 noyaux des résidus de flagelles et de corps médians, donnant l'impression de contenir un « S » au centre. Les kystes apparaissent une semaine après l'infestation dans la partie terminale de l'intestin grêle [24].

- Clinique

G.intestinalis cause la giardiose qui se manifeste par des signes polymorphes mais elle est le plus souvent asymptomatique. En phase aigüe, les signes apparaissent entre 3 et 20 jours après la contamination et durent environ 2 à 4 semaines. Il s'agit d'une diarrhée sous forme de selles pâteuses et glaireuses accompagnés de nausées et douleurs abdominales, une mal absorption chez l'enfant pouvant aller à un retard staturo pondéral [11.32.33].

- Cycle de vie

L'homme se contamine essentiellement par l'ingestion de kystes mûres à partir d'aliments souillés. Les trophozoïtes libérés, suite à un dékystement dans l'intestin grêle, vivent attaché aux villosités intestinales. Après plusieurs divisions binaires, ces formes végétatives s'enkystent et s'éliminent à l'extérieur avec le bol fécal, sous forme de kystes murs [18].

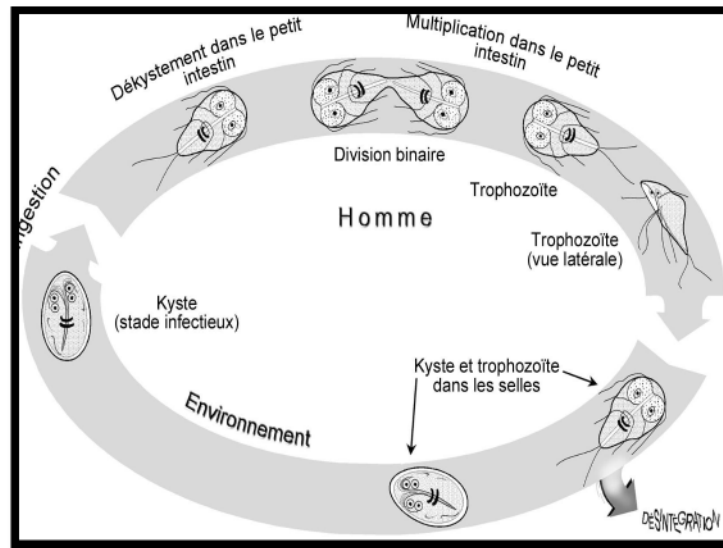


Figure 02 : Cycle biologique de *Giardia intestinalis* [19].

1.4.2.2. *Trichomonas intestinalis*

Mesure de 6 à 12µm, il vit dans la lumière colique sous forme végétative sans donner de kystes. Ce parasite est capable de s'arrondir sans s'entourer d'une paroi épaisse et de former des « formes rondes » ou « pseudo kystes » capables de résister aux conditions extérieures et de propager l'espèce [11].

1.4.2.3. *Chilomastix mesnili*

Vit dans le gros intestin où il se multiplie par division binaire. Sa répartition géographique est cosmopolite [11].

Tableau 6: Caractères morphologiques de *Chilomastix mesnili*[34]

Forme végétative	Kyste
-Taille : 10-15 x5-6 µm -Forme : piriforme -Flagelles : 4(3antérieurs, 1 postérieur) -Membrane ondulante : absente, mobilité en spirale (en tire-bouchon). - Axostyle : absent	-Taille : 7-8µm -Forme : piriforme -Noyau : 1 latéral -Filament interne : présent à côté du noyau dans le cytoplasme

1.4.3. Les Ciliés

Ce sont des protozoaires qui possèdent une structure complexe et qui sont caractérisés par la présence de nombreux cils vibratiles à la surface cellulaire.

La plus part des espèces parasites sont extrêmement fréquentes chez le porc, seule *Balantidium coli* présente un intérêt en pathologie humaine [35].

1.4.3.1. *Balantidium coli*

Se présente sous deux formes :

- a) **Forme végétative** : ovoïde mesurant 50-200 x 20-70µm pourvu de cils vibratiles, possède 2 noyaux, un macronucléus végétatif et un micronucléus reproducteur. La partie antérieure est plus effilée avec une fente oblique bordée de cils volumineux. Le cytoplasme est rempli de vacuoles contractiles, une terminale et une médiane et de débris alimentaires.
- b) **Forme kystique** : de forme sphérique mesurant 50 à 60µm avec une coque épaisse et transparente avec persistance des cils. La visibilité des noyaux est très claire [11.13].

- Clinique

La balantidiose est caractérisée par une forme asymptomatique mais lors d'une diminution de l'immunité, les trophozoïtes peuvent traverser la muqueuse colique et provoquer une colite chronique qui peut se compliquer en dysenterie balantidienne avec des selles afécales [36].

- Cycle de vie

L'homme se contamine en ingérant des kystes dans l'eau de boisson et des aliments souillés. Le trophozoïte est libéré après dékystement, il se multiplie par division transversale puis subit un enkystement et les kystes sont éliminés avec les selles [18].

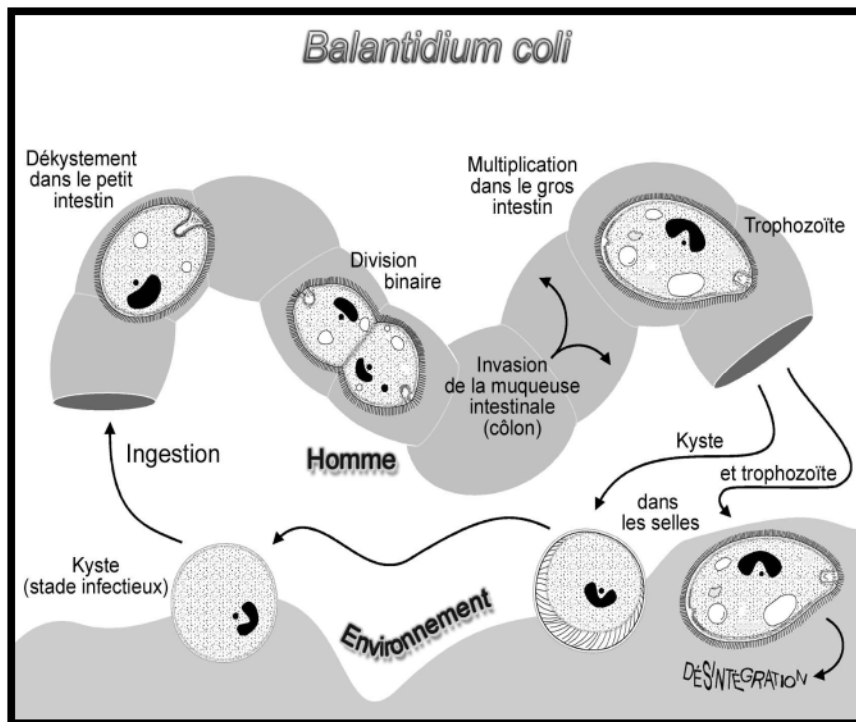


Figure 03 : cycle de vie de *Balantidium coli* [19].

1.4.4. Parasites intestinaux opportuniste

C'est des protozoaires, en dehors de ceux cités plus haut, qui ont une importance médicale notable, que ce soit par leur fréquence, leur implication dans des épidémies d'origine alimentaire ou hydrique ou leur caractère opportuniste chez les malades immunodéprimés. Les parasitoses opportunistes sont de plus en plus diagnostiquées chez les patients SIDA dont la cryptosporidiose est la parasitose la plus fréquente avec une prévalence de 7 à 31 % suivie par *Isospora belli* avec une fréquence de 5 à 19 % et enfin viennent, la Microsporidiose et la Cyclosporoïse un peu moins fréquentes [37].

1.4.4.1. La Cryptosporidiose

C'est une coccidiose intestinale cosmopolite causé par un protozoaire opportuniste du genre *Cryptosporidium sp* dont le réservoir est soit humain comme dans le cas de *C. hominis*, soit animal pour les autres espèces telles que *C. parvum*. La contamination est liée au péril fécale se fait par ingestion d'oocystes de cryptosporidie, qui peut être directe par contact entre un hôte infecté et un hôte sain ; ou indirecte par ingestion d'eau ou d'aliments souillés par des oocystes [10.38].

- Cycle de vie

L'hôte (Homme, bovin ou rongeur) est contaminé par ingestion ou inhalation des oocystes matures. Sous l'action des sucs digestifs, les oocystes s'ouvrent, libérant, dans la lumière du tube digestif, les sporozoïtes qui se transforment en trophozoïtes. Ceux-ci pénètrent dans les cellules épithéliales intestinales, subissent une mérogonie à l'intérieur d'une vacuole parasitophore, entraînant l'éclatement de la cellule-hôte. Les mérozoïtes libérés envahissent à leur tour d'autres cellules épithéliales intestinales où aura lieu la gamogonie qui donne naissance aux gamètes mâles et femelles. Après fécondation, des oocystes immatures sont formés, ils subissent la sporogonie soit au niveau de la cellule hôte soit dans le milieu extérieur formant les sporozoaires [18.39.40].

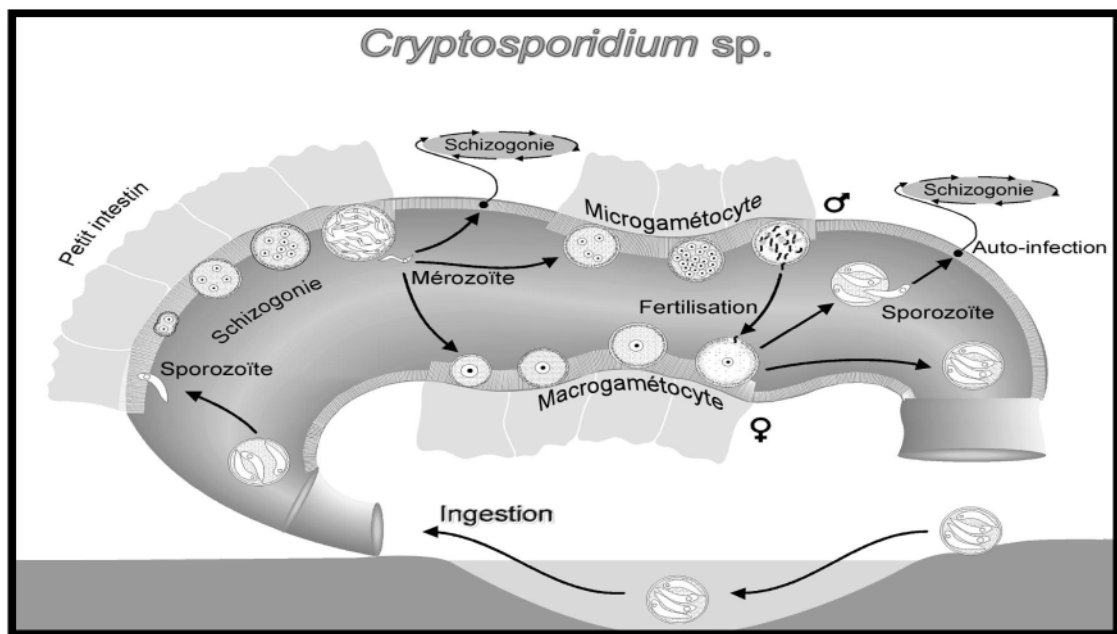


Figure 04 : Cycle biologique de *Cryptosporidium sp* [19].

1.4.4.2. L'Isosporose

C'est une coccidiose intestinale due à *Isospora belli* ; c'est une parasitose qui touche exclusivement l'homme et qui est largement répandue en zone tropicale. Elle est peu pathogène chez les IC et plus fréquente chez les ID (SID++) [10.41].

- Cycle de vie

L'homme s'infeste en ingérant les oocystes mûrs avec l'eau de boisson ou les aliments souillés. Les sporozoïtes sont libérés dans la lumière intestinale par ouverture des oocystes.

Chaque sporozoïte envahit une cellule épithéliale de l'intestin et effectue plusieurs mérogonies donnant des mérozoïtes. Ces derniers, libérés par éclatement de la cellule-hôte, colonisent de nouvelles cellules épithéliales intestinales, se différencient en cellules sexuelles et donnent après fécondation des oocystes non sporulés qui sont éliminés avec les selles dans le milieu extérieur où aura lieu leur maturation [37.42].

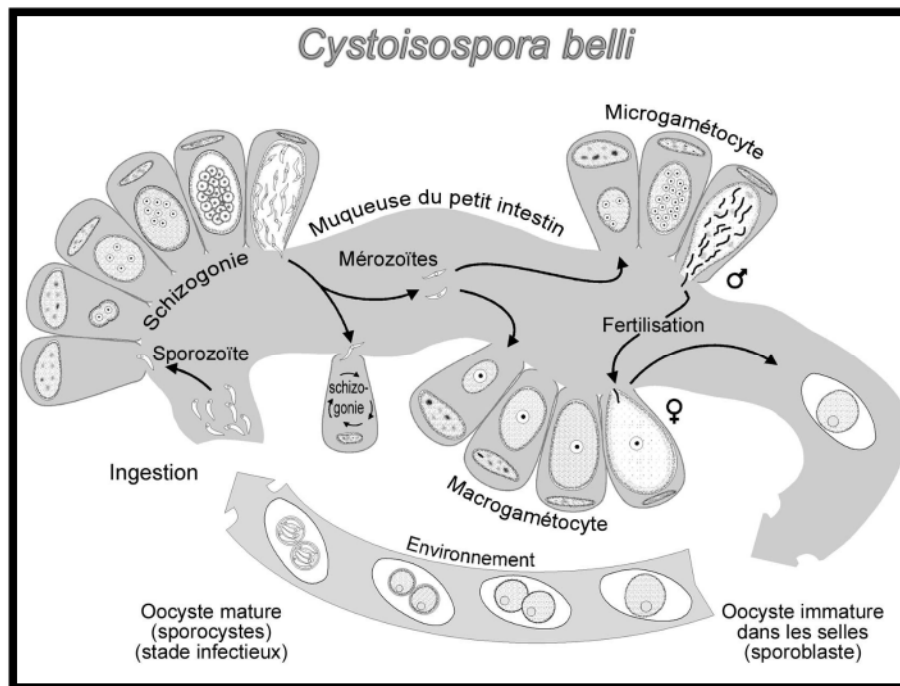


Figure 05 : Cycle biologique d' *Isospora belli* [19]

1.4.4.3 La Cyclospore

C'est une protozoose due à une coccidie digestive *Cyclospora cayetanensis* ; le caractère opportuniste de cyclospore n'est pas clairement établi car cette parasitose est retrouvée aussi bien chez les sujets immunocompétents que chez les patients infectés par le VIH [10].

- Cycle de vie

Cycle direct long comparable au cycle des *Isospora* et *Cryptosporidium*.

- Les sporozoïtes libérés dans la lumière du tube digestif pénètrent dans les cellules épithéliales de l'intestin grêle.
- Plusieurs cycles de reproduction asexuée se déroulent dans les entérocytes en fournissant des mérozoïtes de forme allongés.

- À l'intérieur de nouveaux entérocytes, les mérozoïtes subissent la différenciation sexuelle. Les oocystes immatures non infestants sont expulsé de la cellule hôte et libérés avec les selles dans le milieu extérieur.
- la maturation de l'oocyste (sporogonie) se poursuivra à l'extérieur et aboutira à l'individualisation successive dans l'oocyste de 2 sporocystes contenant chacun 2 sporozoïtes[43].

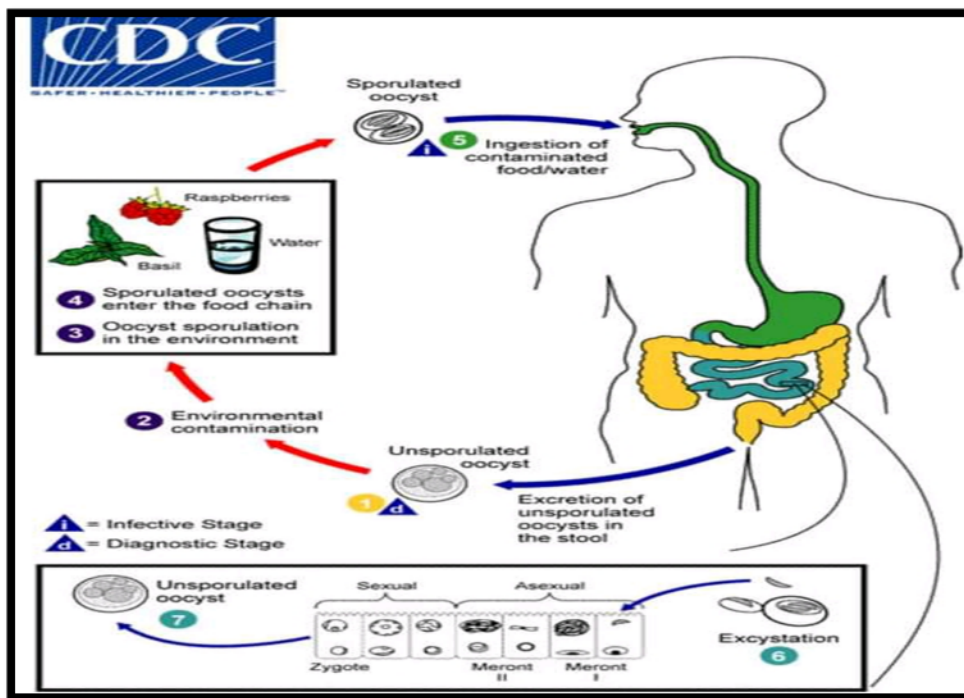


Figure 06 : Cycle de vie de Cyclospora [44].

- Morphologie

Tableau 7 : Comparaison de la morphologie entre Isospora belli- Cyclospora caytanensis- Cryptosporidium sp [42.43]

	<i>Cryptosporidium sp</i>	<i>Cyclospora caytanensis</i>	<i>Isospora belli</i>
Taille	4-6µm	8-10µm	>20µm
Forme	Ovoïde	sphérique	Ovale allongée
Sporocystes	Absent	2	2
Sporozoïtes	4	4	8

1.4.4.4. La Microsporidiose

C'est une parasitose opportuniste due à un eucaryote unicellulaire et intracellulaire, dont la position taxonomique est proche des champignons[45]. Les microsporidies sont peu pathogènes et leur morbidité est surtout la conséquence d'une désorganisation de l'immunité cellulaire, ils se présentent sous forme de spores de 1 à 1.5µm qui est la forme de résistance et de dissémination directement infestantes dès leur émission[46]. Il n'y a que quelques espèces qui parasitent l'homme ; les principales sont :

Enterocytozoon bieneusi qui se développe exclusivement au niveau de l'intestin grêle et de l'épithélium des voies biliaires. C'est l'espèce la plus fréquemment rencontrée chez l'homme
Encephalitozoon intestinalis parasite des entérocytes mais il est capable d'infecter d'autres muqueuses, notamment de l'arbre urinaire ou des voies aériennes supérieures [10].

- Cycle de vie

L'infestation est d'origine orale par ingestion des spores (1). Germination des spores qui rentrent en contact avec la membrane de la cellule hôte grâce à leurs tubules polaires(2) et injection des sporoplasmes infectieux dans la cellule hôte à travers les tubes polaires (3). Prolifération du sporoplasme par une multiplication binaire (mérogonie) créant des mérontes(4). Après la phase de prolifération, les mérontes subissent une sporogonie dans laquelle la paroi épaisse des spores et l'appareil d'invasion se développent, créant des sporontes et éventuellement des spores matures lorsque tous les organites sont polarisés(5). Lorsque les spores augmentent en nombre et remplissent complètement le cytoplasme de la cellule hôte, la membrane cellulaire est rompue et les spores sont libérées dans l'environnement (6) [47].

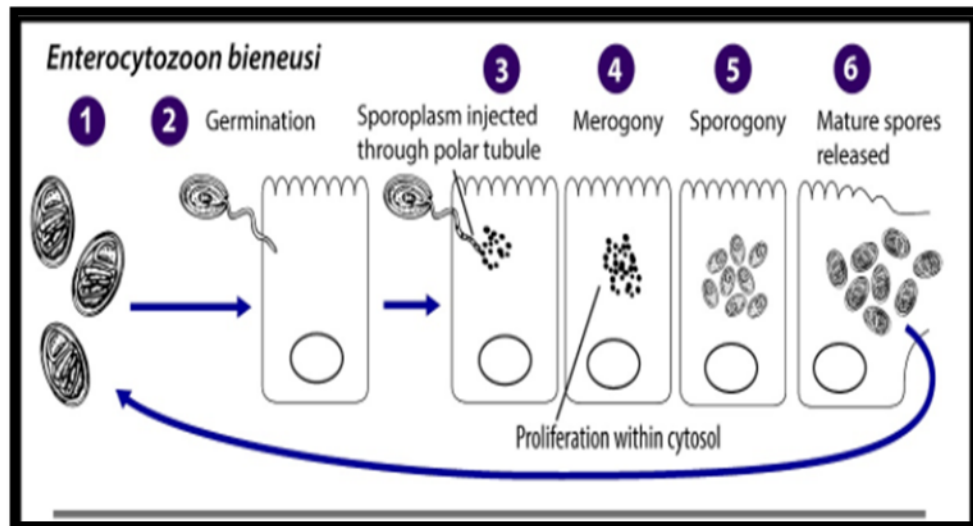


Figure07 : Développement intracellulaire des spores au cours du cycle d'*Enterocytozoon bieneusi* [44]

1.4.4.5 La Blastocystose

Connue depuis plus de cinquante ans comme une levure intestinale saprophyte ; au fait *Blastocystis hominis* est un protozoaire opportuniste fréquemment retrouvé dans les selles dont la contamination est oro- fécale [48]

Blastocystis hominis ont 4 formes : la forme kystique, granulaire, amiboïde et la forme vacuolaire qui est la forme typique de *Blastocystis hominis* et la plus fréquemment retrouvée [49]. C'est de forme ronde mesurant 4 à 15µm avec une grande vacuole centrale qui occupe 90% de la cellule, entouré d'une mince bande de cytoplasme contenant un noyau et d'autres organites [10].

- Cycle de vie

Les formes kystiques sont excrétées dans les fèces des hôtes infectés(a). L'homme contracte l'infection en consommant de la nourriture et/ou de l'eau contaminée par des matières fécales contenant des kystes(b). Se transforme en forme vacuolaire dans le gros intestin (c). La forme vacuolaire (c1) qui peut se transformer en forme granulaire (c2) ou en forme amiboïde (c3) et vice versa.

La forme vacuolaire se multiplie par fission binaire (c4) et subit un enkystement dans la lumière du gros intestin pour produire la forme kystique qui est excrétée dans les selles [50].

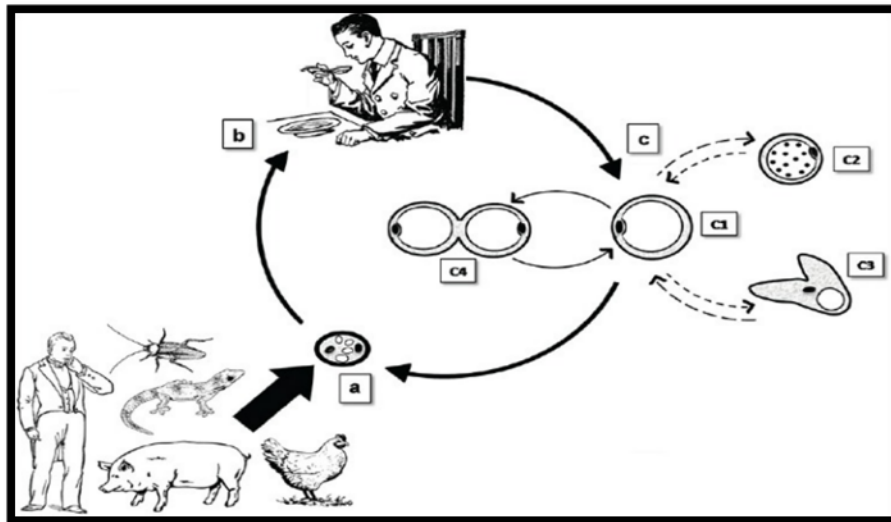


Figure 08 : Cycle biologique de *Blastocystis hominis* [47].

- Clinique

Diarrhées persistantes, en général non sanglantes, douleurs abdominales, nausées et parfois vomissements et fièvre pour *Isosporose* seulement. Chez l'immunocompétent, les symptômes disparaissent spontanément en deux semaines. Leur caractère opportuniste s'exprime chez l'immunodéprimé (SIDA+++, patients transplantés...) [50.51].

2. Les helminthes

2.1. Définition

Les helminthes (vers) sont des endoparasites pluricellulaires, vivent à l'antérieur du corps de l'hôte ; macroscopiquement visibles et à sexes séparés. Les vers adultes sont dépourvus d'organes locomoteurs et se déplacent grâce à leur plasticité [52].

Les helminthes parasites appartiennent à 2 groupes :

- **Les Plathelminthes** : sont des vers plats à corps segmenté ou pas, qui ne contiennent pas de tube digestif ou en possèdent un incomplet. Ils sont hermaphrodites le plus souvent et comprennent la classe des trématodes et des cestodes [53].
- **Les Némathelminthes** : sont des vers cylindriques à corps non segmenté, à sexe séparé ; le mâle est plus petit que la femelle et présentent un tube digestif complet. Ils comprennent l'ordre des nématodes présentant des espèces ovipares et vivipares.

Les nématodes peuvent aussi être classés selon leur mode de transmission (per os / transcutanée / vectorielle) [11.54].

2.2. Classification

Les helminthes sont des métazoaires qui se répartissent en deux embranchements :

- Les Plathelminthes comprenant la classe des Trématodes et Cestodes.
- Les Némathelminthes avec principalement la classe de Nématodes.

Tableau 8 : Classification des helminthes [52].

Embranchement	Classe	Sous Classe	Ordre	Famille	Genre et espèce
Plathelminthes	Trématodes	Digenea	Echinostomodea	Fasciolidae	<i>Fasciolopsis buski</i>
			Opistorchiidea	Heterophyidea	<i>Hetero</i>
	Cestodes	Eucestoda	Cyclophyllidea	Hymenolepidae	<i>Hymenolepis nana</i>
				Taenidae	<i>Taeniasagina</i> <i>Taeniasolium</i>
Nemathelminthes	Secementa (phasmida)		Ascaridida	Ascaridiidae	<i>Ascaris lumbricoide s</i>
			Oxyurida	Oxyuridae	<i>Enterobius vermicularis</i>
			Strongylida	Ankylostomatidae	<i>Ancylostoma duodenale</i>
			Rhabditia	Strongyloididae	<i>Strongyloides stercoralis</i>
	Adenophera (Aphasmidae)		Enoplida	Trichuridae	<i>Trichuris trichiura</i>

2.3. Les Cestodes

Vers plats à corps segmenté pouvant atteindre plusieurs mètres de long, leur nutrition est assurée par le tégument ce qui explique l'absence du tube digestif.

Ils se caractérisent par la possession d'une tête ou scolex où siègent les organes de fixations (ventouses et crochets), un appareil génital hermaphrodite, un système excréteur et nerveux [52].

2.3.1. *Tænia saginata* / *Tænia solium*

Tableau9 : Comparaison entre la morphologie de *T.saginata* et *T.solium*[9].

	<i>Tænia saginata</i> (Tænia de l'homme)	<i>Tænia solium</i> (Tænia du porc)
Scolex	2 à 3 mm 4 ventouses. Ni rostres ni crochets (inerte).	1 à 2 mm 4 ventouses. Rostre court et crochets armés.
Strobile	Pores génitaux irrégulièrement alternés d'un anneau à l'autre 15 mm de long X 6 mm large. Utérus très ramifiés : 20 à 30 digitations.	Pores génitaux assez régulièrement alternés d'un anneau à l'autre 10- 12 mm long X 4 mm large. Utérus peu ramifié, 6 à 12 digitations.
Anneau mûr	Peuvent être émis en dehors des périodes de déifications (mouvement propre de l'anneau qui force le sphincter anal)	Emis dans les selles soit isolés, soit plus souvent en fragments de chaînes
Œuf	Sphérique ou subsphérique environ 40 microns. Présence dans les selles assez rares. Coque brune, épaisse, striée radialement, à l'intérieur, on trouve un embryon hexacanthé avec 6 crochets.	
Hôte intermédiaire	Bœuf	Porc
Hôte définitif	Homme	Homme
Rôle Pathogène	Téniasis. Pas de complications.	Taeniasis. L'homme peut être hôte intermédiaire (ingestion d'œufs embryonnés) (cystercose).
Mode de contamination	Ingestion de viande de bœuf mal cuite	Ingestion de viande de porc mal cuite

- Cycle biologique

Tænia solium, *Tænia saginata* présentent un cycle biologique similaire seul l'hôte intermédiaire est différent. En effet le cestode adulte vit au niveau de l'intestin grêle de l'homme, après fécondation les segments gravides sont éliminés avec les fèces dans le milieu extérieur où ils éclosent libérant les œufs embryonnés. Ces derniers sont ingérés par l'hôte intermédiaire où la coque est dissoute libérant la larve cysticerque et quand l'hôte définitif ingère la viande peu cuite de l'hôte intermédiaire le cysticerque devient adulte [18].

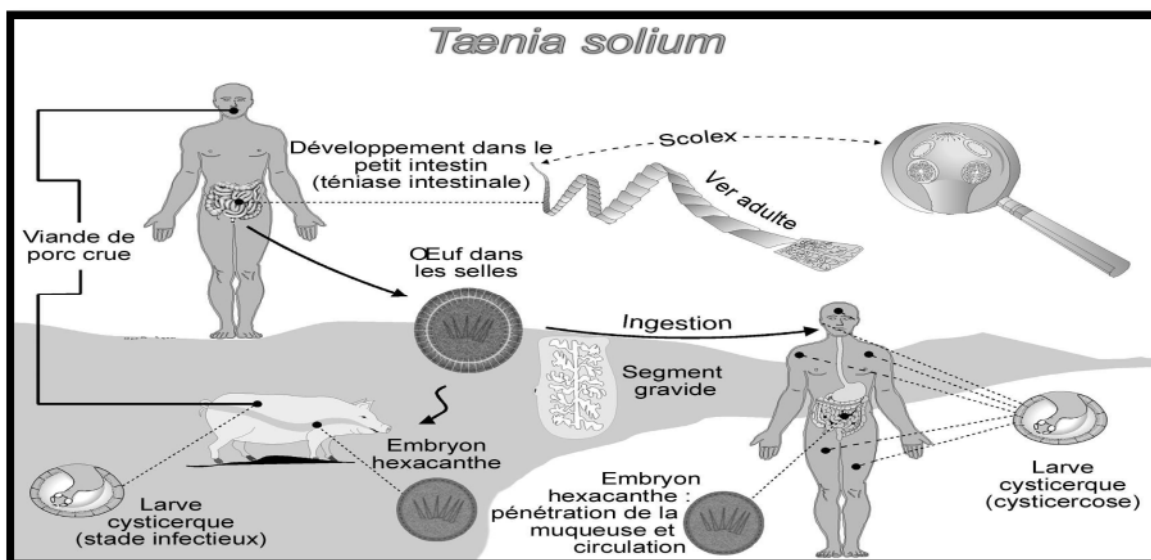
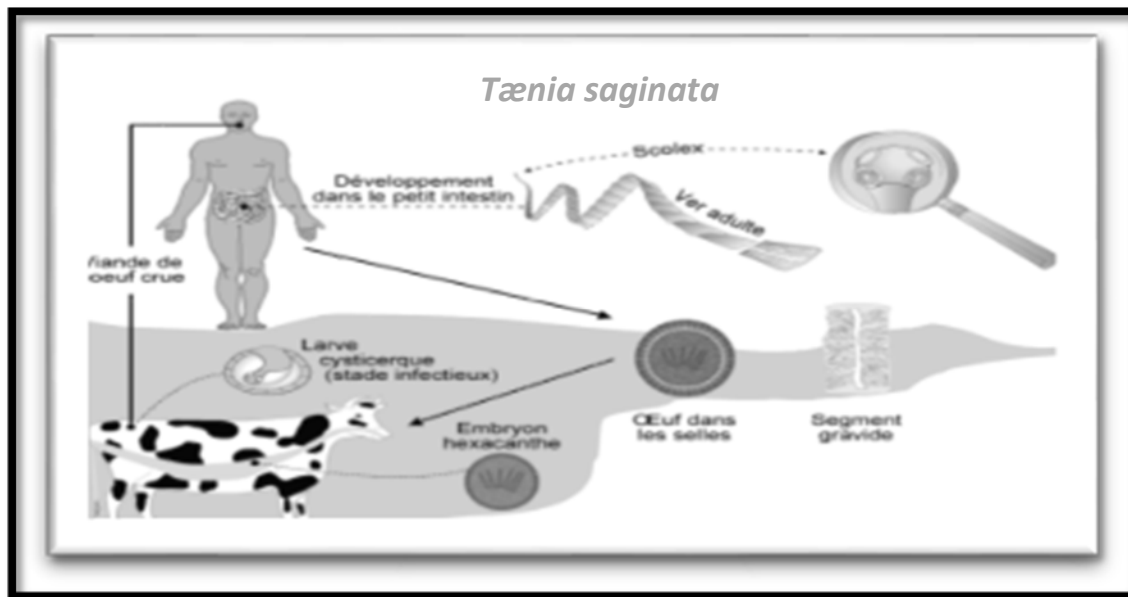


Figure 09 : Cycle biologique de *Tænia saginata* et *Tænia solium*[18].

2.3.2. *Hymenolepis nana* (tœnia du pain) / *Diphyllobothrium latum* (tœnia du poisson)Tableau10 : Comparaison entre *Hymenolepis nana* et *Diphyllobothrium latum* [27.33.34.55]

Espèce	<i>Hymenolepis nana</i>	<i>Diphyllobothrium latum</i>
Elimination dans les selles.	Absence d'anneaux, présence des œufs.	Présence d'anneaux, présence des œufs.
Forme des anneaux mures.	Rectangulaire à bouts arrondis aplatis.	Présence d'une tache noire lobée au centre de chaque anneau.
Scolex	0.3 mm sphérique, un rostre rétractile, 1 couronne de crochets	1 à 5 mm sans ventouses avec des fentes latérales, ou bothridies.
Longueur totale.	Le plus petit tœnia	20 mètres (le plus grand tœnia de l'homme)
Œufs.	45 à 50 x 35 µm ovales. Membrane externe claire lisse, embryon avec 6 crochets, 2 mamelons diamétralement opposés avec des filaments polaires qui flottent dans l'espace.	67-71 x 40-51 µm, ovale opercule n'est pas embryonné à la ponte.
Hôte intermédiaire	Insecte	Des petits poissons d'eau douce ingèrent les cyclops avec la larve procercoïde.
Mode de contamination	L'homme se contamine par l'ingestion de ces insectes avec les aliments, ou bien l'homme ingère directement les œufs.	L'homme s'infecte en mangeant la chair crue ou mal cuite du poisson.

- Cycle de vie

Au stade adulte, *Hymenolepis nana* vit au niveau de l'iléon de l'homme. Après fécondation les segments gravides digérés libèrent les œufs qui passent dans le milieu extérieur avec les fèces. A partir de là le cycle évolue selon deux voies : Soit que ces œufs sont avalés par un hôte intermédiaire (un insecte) où l'embryon hexacanthé se transforme en cysticercoïde ainsi l'hôte définitif se contamine par ingestion de ces insectes avec les aliments, ou bien que l'homme ingère directement les œufs qui éclosent et évoluent pour devenir l'adulte [13].

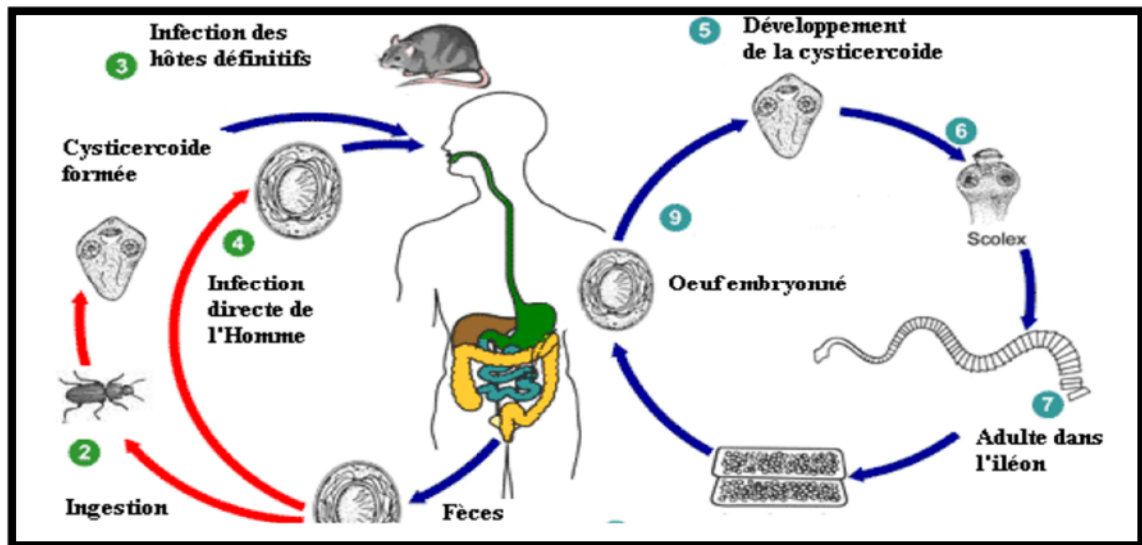


Figure 10 : cycle biologique d'*Hymenolepis nana* [44].

- Pathogénie

L'infestation par les différents cestodes humains est à l'origine de la même symptomatologie avec quelques particularités selon les espèces.

- **Troubles digestifs** : anorexie, boulimie, douleurs épigastriques, nausées, vomissement, pyrosis, douleurs abdominales, alternance de diarrhée et de constipation. Appendicite, occlusion intestinale, surinfection bactérienne et pancréatite peuvent apparaître en cas de complication.
- **Troubles généraux** : palpitation, dyspnée, prurit, bourdonnement d'oreille, diplopie [56].

En cas d'infestation prolongée le bothriocéphale, qui se nourrit de vitamine B₁₂, survient une anémie, qui se manifeste par une pâleur, des œdèmes, une glossite et une asthénie. En cas d'infestation par *Tænia saginata* ou *Tænia solium* les troubles neurologiques suivants peuvent être engendrés : céphalées, insomnie, cauchemars, voire crises convulsives. Une complication assez grave du *T.solium* est observée lors du passage du cysticerque dans le muscle, l'œil ou le cerveau induisant une cysticercoïdose [57.58].

2.4. Les trématodes

Vers au corps non segmenté avec un tégument portant des épines. Ils sont munis d'un noyau de fixation : les ventouses buccales et ventrales, un tube digestif incomplet, un appareil génital complexe et un système excréteur. Plusieurs formes larvaires sont observées au cours du cycle évolutif avec une forme adulte [52].

2.4.1. *Fasciola hepatica*

La grande douve du foie ou *Fasciola hepatica*, est un trématode hermaphrodite, parasite normal du bétail, qui peut accidentellement évoluer dans les canaux biliaires de l'homme en déterminant la Fasciolose ou Distomatose hépatique [59].

- Morphologie

L'adulte est de couleur beige rosé, mesure de 20 à 30 mm, foliacé avec un cône céphalique antérieur [60]

Les œufs sont ovoïdes, operculés, bruns jaune et mesurent 130 à 150 µm de long x 63 à 90 µm de large. Ils sont immatures lors de la ponte [56].

- Clinique

Le patient présente une jaunisse (ictère), une urticaire (éruption ressemblant à une piqûre d'orties), des douleurs et parfois un gonflement des articulations [61].

- Cycle de vie

La contamination se fait suite à l'ingestion de métacercaires fixées sur des légumes sauvages aquatiques. Après dékystement, les douves libérées gagnent l'intestin grêle où elles deviennent adultes, pondent des œufs operculés et non embryonnés qui passent dans le milieu extérieur (eau) où ils poursuivent leur développement.

Dans le milieu extérieur, les œufs embryonnés éclosent libérant le 1^{er} stade larvaire, une larve nageuse, le miracidium qui va à la recherche de l'hôte intermédiaire, un mollusque, celui-ci intervient en assurant la maturation et la multiplication de ce stade larvaire donnant naissance au stade cercaire qui s'échappe à l'extérieur pour s'enkyster sur un support végétal [55].

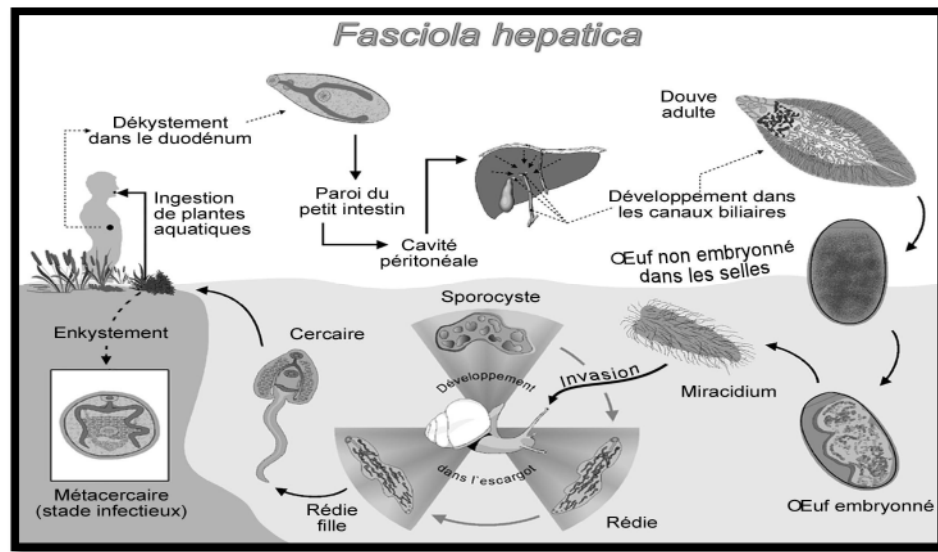


Figure 11 : cycle biologique de *Fasciola hepatica* [55]

2.4.2. Bilharzioses (Schistosomiases)

Les Bilharzioses ou Schistosomoses sont dues à des trématodes, vers plats, à sexes séparés, hématophages, vivants au stade adulte dans le système circulatoire des mammifères et évoluant au stade larvaire chez un mollusque d'eau douce. Six espèces sont pathogènes pour l'homme. Cinq espèces sont retrouvées lors du diagnostic au niveau des selles (*S.mansoni*, *S.intercalatum*, *S.japonicum*, *S.mekongi* et *S.guinéensis*), la sixième espèce, *S. haematobium*, évolue dans les vaisseaux sanguins de la vessie et ses œufs sont retrouvés dans l'urine du patient [10]. La Schistosomose occupe la deuxième position, sur le plan socio-économique après le paludisme [62].

- Morphologie

Le tableau suivant représente la morphologie de différentes Schistosomoses.

Tableau 11 : Comparaison des Schistosomoses intestinales [63.64].

	<i>S.mansoni</i>	<i>S.intercalatum</i>	<i>S.japonicum</i> <i>/S.mekongi</i>
Vers adultes localisation	Veines mésentériques.	Veines mésentériques.	Veines mésentériques.
<i>mâles</i> : longueur x largeur (mm)	6 -10 x 1,10.	11-14 x 0,30 -0 ,40.	10 - 20 x 0,55.
<i>Femelles</i> : longueur x largeur (mm)	10 – 20 x 0,16.	10 -14 x 0,15-0,18.	20 -30 x 0,30.
Œuf Eperon Nombre	Ovale (61 – 140) latéral. 1-2.	Ovale (61 – 176) terminal. 5 – 60.	Rond (60- 100) latéral réduit. 50 – 200.
Œuf Eperon Nombre	Homme, rongeur.	Homme, rongeur.	Animaux d'élevage (et homme).
Hôte intermédiaire	<i>Biomphalaria</i>	<i>Bulinus</i>	<i>Oncomelania</i> .
Mode de contamination	Pénétration de furcocercaire à travers la peau lors d'une baignade.		

- Clinique

Selon OMS : La Schistosomose intestinale peut provoquer des douleurs abdominales, de la diarrhée et l'apparition de sang dans les selles. L'hépatomégalie est courante dans les cas avancés et s'associe fréquemment à une accumulation de liquide dans la cavité péritonéale et à une hypertension dans les vaisseaux sanguins de l'abdomen. Dans ce cas, il arrive d'observer aussi une splénomégalie [65].

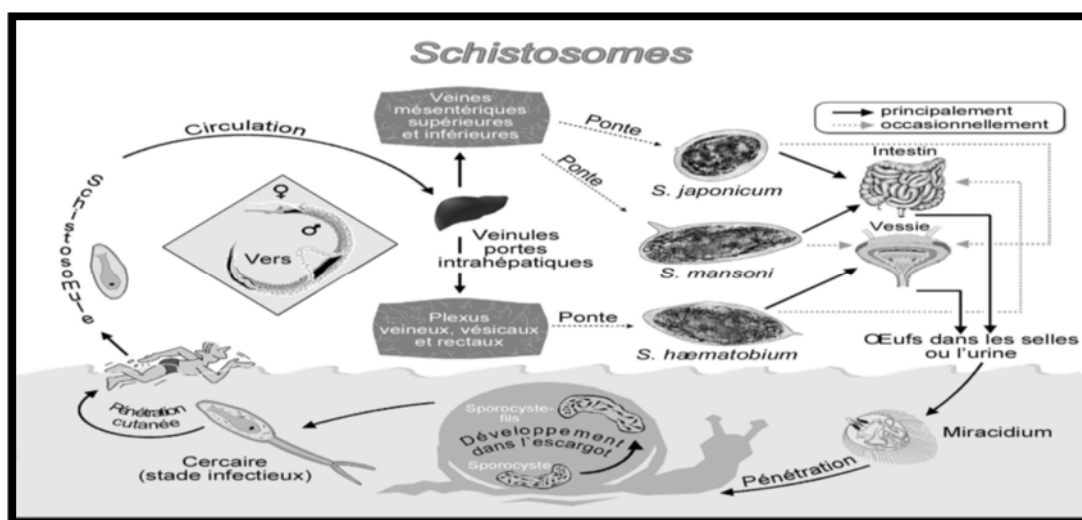


Figure 12 : Cycle biologique de schistosomes [55].

2.5. Nématodes

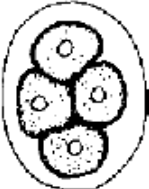

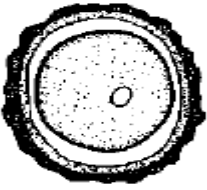


Vers ronds à corps non segmenté, possédant une cavité générale libre. Ils se caractérisent par la présence d'un appareil digestif complet : bouche, œsophage, intestin, et rectum, un appareil génital, un système excréteur et un système nerveux. Leur paroi externe est faite d'une cuticule très résistante aux sécrétions enzymatiques de leur hôte et dont la rigidité nécessite des mues successives du parasite au cours de sa croissance [60].

L'Homme héberge au niveau intestinale un nombre important de nématodes ovipares qui seront représentées ci-dessous avec leurs caractéristiques morphologiques (Tableau 12 et 13)

Tableau12 . Caractéristiques morphologiques des principales espèces de Nématodes du tubes digestif humain [60].

Espèces	Morphologie externe		
	Adulte male	Adulte femelle	Larve
<i>Strongyloides stercoralis</i>	0.7mm x 36µm. Queue recourbée en crochet. 2 spicules incuvrés, longs de 30µm. Quelques papilles cloacales.	<u>Parthénogénétique :</u> 2-3 mm x 35µm. 2 petites lèvres accédant directement à l'œsophage. Anus en fente transversale dans la base de la queue. Vulve située au tiers postérieur du corps, extrémité arrondie un peu dilatée.	<u>Rhabditoide :</u> 200-300 x 15µm. Œsophage de type rhabditoide (2 renflements). Bulbe antérieur allongé, postérieur piriforme. Extrémité postérieure peu effilée. <u>Stronguiloide :</u> 500-600x 15µm. Œsophage de type strongyloide (1 seul renflement). Extrémité postérieure tronquée. Perd sa gaine lorsqu'elle devient infestante.
<i>Ankylostoma duodenalis</i>	8-10 x 0.5mm. Extrémité caudale élargie en une bourse copulatrice avec 2 longs spicules. Capsule buccale armée de 2 dents.	8-18 x 0.6mm. La vulve localisée au milieu du corps. Capsule buccale armée de 2 dents.	<u>Rhabditoïdes :</u> 300 x 17 µm. <u>Stranguiloïdes :</u> 600µm de long. Elles présentent à peu près la même morphologie que celle de <i>stronguiloïdes stercoralis</i> .
<i>Ascaris lumricoides</i>	15-17 x 2-4 mm. Partie postérieure avec 2 spicules et plusieurs papilles. Bouche avec 3 grosses lèvres.	20-25 x 5-6 mm. Vulve localisée dans la jonction entre la partie antérieure et le milieu du corps. Bouche avec 3 grosse lèvres.	/
<i>Enterobius vermicularis</i>	2-5 x 0.2 mm. Partie postérieure spiralées et pourvue d'un spicule de 0.7mm.	10-12 x 0.5 mm. Ovipares. Queue longuement effilée.	/
<i>Trichuristrichiura</i>	30-50 mm. Extrémité postérieure large et enroulée en spirale.	40-60 mm. Extrémité postérieure légèrement arquée.	/

Tableau13 : Principales caractéristiques des œufs de Nématodes [60].

Œufs	Caractéristiques
 <p data-bbox="124 638 434 672"><i>Strongyloides stercoralis</i></p>	<p data-bbox="529 515 954 622">5-9 œufs embryonnés par utérus. Verdâtres, longs 50-58 x 30-34 μm</p>
 <p data-bbox="108 884 466 913"><i>Ankylostoma duodenalis</i></p>	<p data-bbox="529 716 896 824">40-60 μm. Ovoïde à coque fine et lisse. Couleur claire.</p>
 <p data-bbox="156 1142 450 1171"><i>Ascaris lumbricoides</i></p>	<p data-bbox="529 952 1492 1137">5-70 x 40-60 μm. Brun, acajou foncé. Ellipsoïde ou arrondis à double enveloppe très épaisse : Externe portant des excroissances plus ou moins régulières donnant à l'œuf un aspect mamelonné. Interne de couleur claire, épaisse et lisse.</p>
 <p data-bbox="130 1429 466 1458"><i>Enterobius vermicularis</i></p>	<p data-bbox="529 1249 981 1357">50-30μm. Ovoïde et asymétrique. Coque double et lisse transparente.</p>
 <p data-bbox="146 1706 402 1736"><i>Trichuris trichiura</i></p>	<p data-bbox="529 1534 1193 1641">50-20 μm. Coque épaisse et lisse, contient une masse ovulaire. Couleur jaune.</p>

2.5.1 Nématodes à transmission per os

2.5.1.1. Ascaridiose

L'Ascaridiose est une helminthiase strictement humaine et cosmopolite. C'est la parasitose la plus fréquente due à l'infestation par *Ascaris lombricoïdes* [66.67].

- Clinique

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

La phase de migration larvaire est marquée par un syndrome de Löffler : accès de toux accompagnés de fièvre et d'images radiologiques pulmonaires fugaces asymétriques.

La phase d'état est fréquemment marquée par des troubles digestifs (épisodes diarrhéiques, douleurs abdominales mal localisées ; exceptionnellement des signes nerveux (irritabilité, troubles du sommeil voire convulsions)[68].

Des complications chirurgicales peuvent être observées par migration d'adultes donnant des signes d'angiocholite fébrile, de pancréatite aiguë hémorragique ou d'appendicite.

Une occlusion intestinale, un étranglement herniaire, une perforation intestinale peuvent également être observée [7.58.10].

- Cycle de vie

Les adultes vivent dans l'intestin grêle, se nourrissent et s'accouplent pour que les femelles pondent des œufs éliminés avec les selles dans le milieu extérieur où ils s'embryonnent. L'hôte s'infeste en ingérant les œufs contenant les larves L2 qui se libèrent suite à la dissolution de la coque. Pour évoluer en stade adulte, elles migrent dans le foie, gagnent le cœur puis les poumons où elles subissent deux mues pour donner les larves L4 qui parviennent dans le carrefour aérodigestif pour passer dans l'intestin où elles deviennent adultes [18].

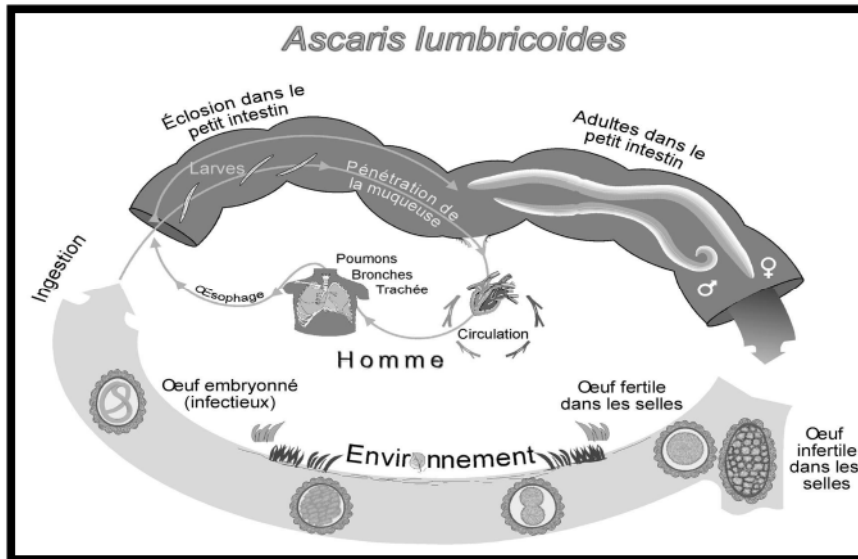


Figure 13 : Cycle évolutif d'*Ascaris lumbricoides* [19].

2.5.1.2. Oxyurose

L'Oxyurose est une parasitose intestinale bénigne provoquée par un nématode ovipare : *Enterobius vermicularis*. C'est une affection strictement humaine cosmopolite, rencontrée principalement chez l'enfant. Elle est caractérisée par un prurit anal nocturne (dû à la fixation des femelles au niveau de la marge anale

La contamination se fait par ingestion des œufs embryonnés à la ponte directement infestants, émis dans le milieu extérieur [69.70].

- Clinique

L'Oxyurose est une parasitose latente, responsable de prurit anal lié à la fixation des femelles sur la marge anale qui se complique de lésions de grattage ou de vulvite chez la petite fille. Les douleurs de la fosse iliaque droite, des troubles du transit, l'anorexie, sont contingents et l'appendicite est controversée [71.67].

- Cycle de vie

L'Homme se contamine en ingérant les œufs avec les aliments, puis ils sont dissous par le suc duodénal libérant les larves au niveau de l'intestin grêle où elles deviennent adultes. Après accouplement, ces derniers gagnent le côlon. Le mâle reste au niveau de cæcum alors que la femelle gagne peu à peu l'ampoule rectale où elle pondra au niveau de la marge anale après avoir forcés les sphincters [57].

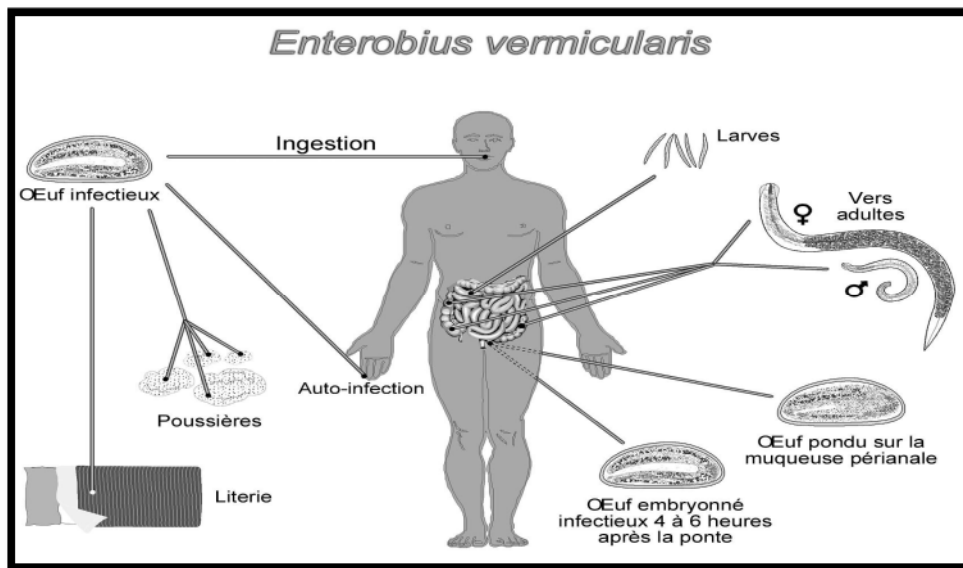


Figure 14: Cycle de vie d'*Enterobius vermicularis* [19].

2.5.1.3. Trichocéphalose

Parasitose du gros intestin cosmopolite due à un nématode *Trichuris trichiura*, habituellement asymptomatique [60].

- Clinique

La contamination est en général asymptomatique. En cas d'infestation massive, une asthénie peut être observée durant la période d'incubation, durant la phase d'état, des troubles colitiques, une anémie un prolapsus rectal peuvent se manifester [10].

- Cycle de vie

Après ingestion des œufs avec les aliments souillés par les fèces, la coque des œufs est dissoute au niveau de l'intestin grêle et les larves gagnent le cæcum où ils deviennent adultes. Ensuite a lieu l'accouplement et la ponte survient un mois après l'infestation dans le milieu extérieur où ils s'embryonnent [57].

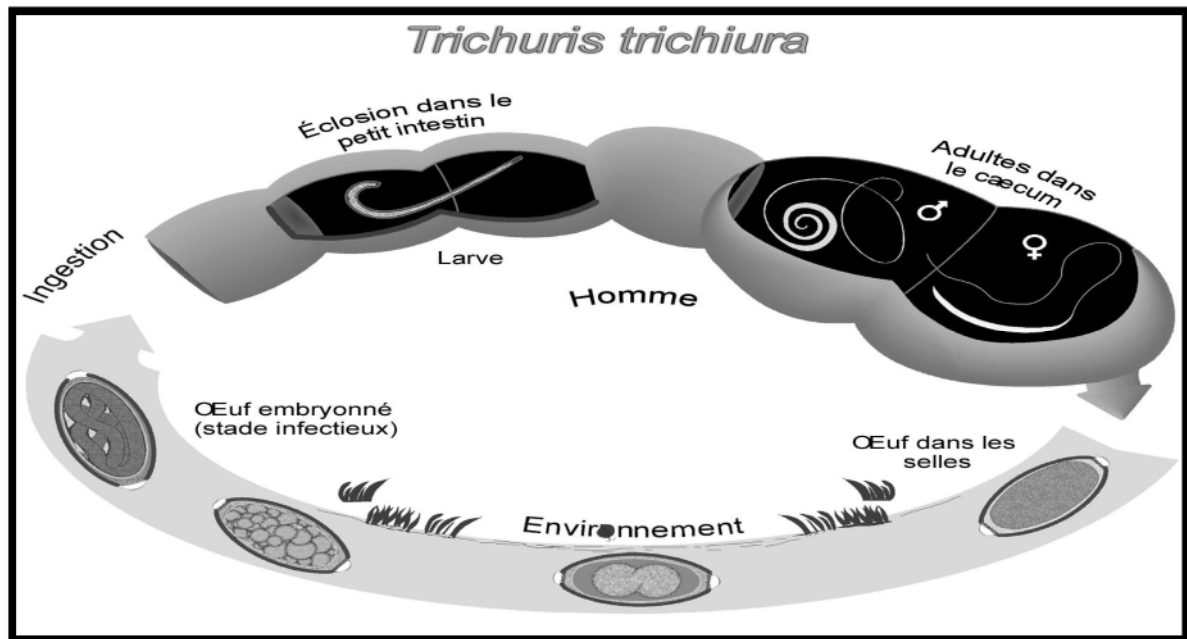


Figure 15 : cycle évolutif de *Trichuris trichiura* [19].

2.5.2 Nématodes à transmission transcutanée

2.5.2.1. Ankylostomose

Maladie parasitaire due à des vers nématodes hématophages (*Ankylostoma duodenalis* et *Necator americanus*) génératrice de troubles digestifs ou d'anémies hypochromes plus ou moins intenses. Elle est fréquente dans les régions tropicales [53].

- Clinique

On distingue deux phases : une phase tissulaire se traduisant par des manifestations cutanées qui se complique de lésions d'irritation des voies aéro-digestives sous le nom de « catarrhe de gourmes », et une phase endocavitaire traduisant des troubles digestifs et une anémie microcytaire [58.73].

- Cycle de vie

Les larves sont très nombreuses autour des points de défécation humaine, mais également des collections d'eau : marigots, rizières où elles trouvent un biotope favorable. Attirés par tous les corps dont la température est comprise entre 35°C et 37°C. Elles entrent en contact avec la peau humaine, essentiellement au niveau des pieds. Après effraction cutanée, les larves vont migrer par les lymphatiques ou les veines sous-cutanées vers le cœur droit, puis le tube digestif via les alvéoles pulmonaires où elles subissent une dernière mue donnant les adultes. Ces derniers se fixent à la muqueuse duodénale par leur capsule buccale armée de dents se nourrissant de sang. Après accouplement, les femelles pondent les œufs qui passent dans le milieu extérieur avec le bol fécal où ils s'embryonnent [57].

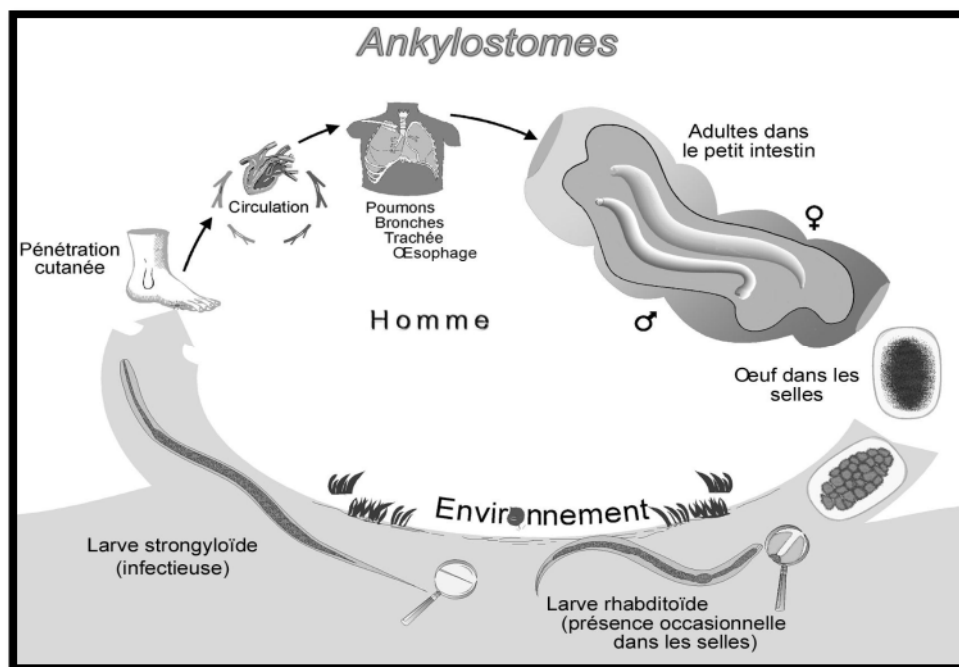


Figure 16 : Cycle biologique d'*Ankylostoma duodenalis* [19].

2.5.2.2. Anguillulose

L'Anguillulose est une parasitose intestinale prédominante en zone tropicale, et due uniquement à la femelle parthénogénétique : *Strongyloïdes stercoralis* [53]. Considérée comme une parasitose mineure, elle peut parfois évoluer vers une forme sévère, gravissime et mortelle par dissémination larvaire polyviscérale à la faveur d'une immunodépression (sujets sous corticothérapie) [74.75]. Chez l'immunocompétent, l'infection est asymptomatique dans la majorité des cas [75.76].

- Clinique

L'Anguillulose est souvent asymptomatique. La phase de pénétration des larves passe souvent inaperçue.

Les signes cutanés correspondent rarement à la phase de primo-invasion. Le plus souvent ils traduisent la migration sous-cutanée de larves (phénomène de *larva currens*) [10].

- Cycle de vie

Après pénétration transcutanée (marche pieds nus sur le sol humide), la larve strongyloïde enkystée suit un cycle similaire à l'*Ankylostoma* pour gagner le tube digestif où elle deviendra femelle parthénogénétique résidente dans le duodénum. Elle pond des œufs qui éclosent dans l'intestin donnant des larves rhabditoïdes mobiles émises avec les selles. Si les conditions rencontrées par ces larves dans le milieu extérieur sont défavorables, elles subissent un cycle court et se transforment directement en larves strongyloïdes enkystées. Tandis que si les conditions sont favorables, elles subissent un cycle long durant lequel les larves rhabditoïdes deviennent adultes après plusieurs mues puis s'accouplent. Les œufs pondus éclosent libérant de nouvelles larves rhabditoïdes qui muent en larves strongyloïdes infestantes [73].

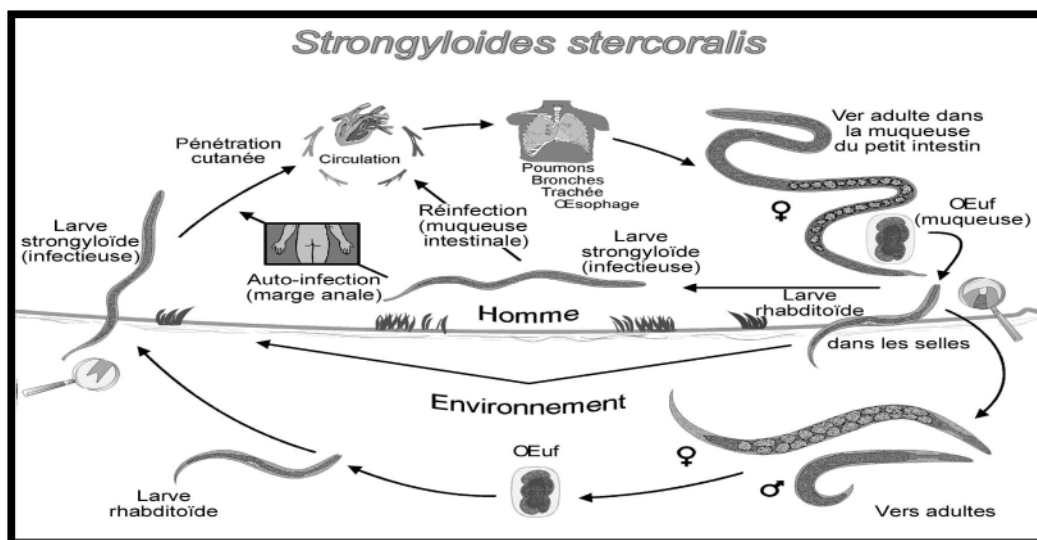


Figure 17 : cycle biologique de *Strongyloïdes stercoralis* [19].

Chapitre II : Traitement et prophylaxie des parasitoses intestinales

1. Traitement médicamenteux

On utilise pour détruire et expulser les vers ou les parasites intestinaux des substances appelées vermifuges ou antihelminthiques.

-L'Albendazole (Zentel®) est le traitement de référence contre le ténia.

-Les traitements préférés de l'amibiase et de la giardiose sont le Métronidazole (FLAGYL®) et le Tiliquinol (INTETRIX®).

-Pour l'Ascariidase, l'Oxyurose, la Trichocéphalose, et l'Ankylostomiase, le traitement repose sur des comprimés ou des suspensions de Flubendazole (FLUVERMAL®) comme traitement alternatif : Albendazole (ZENTEL®) ou Pyrantel (COMBANTRIN®)

-Le traitement efficace de l'Anguillulose repose sur : Ivermectine (Stromectol®) ou Albendazole (Zentel®).

-Les Fascioloses sont traitées au Triclobendazole (Egaten®). Pour la schistosomiase, nous recommandons le Praziquantel

-L'Albendazole (Zentel®) ou la Fumagilline sont efficaces contre la Microsporidiose, et le composé Triméthoprime est efficace contre l'Isosporose et la cyclosporidiose.

-Il n'y a pas de traitement vraiment efficace pour la Cryptosporidiose [77].

2. Traitement chirurgicale

Il est Indiqué pour les complications de certaines maladies parasitaires, comme l'ascaridiose, dans lesquelles Les parasites peuvent provoquer une appendicite, une angiocholite, une pancréatite ou des occlusions intestinales (Ascaris très nombreux) et ça peut aller à la perforation.

3. Prophylaxie

La lutte contre les maladies parasitaires intestinales a mis en œuvre une série de mesures visant à interrompre la transmission et à améliorer l'éducation sanitaire et sociale.

- Les mesures individuelles :

- lavage des mains à l'eau et au savon avant et après les repas.

-Hygiène alimentaire : nettoyage soigneux des fruits et des légumes.

- ébullition et filtration de l'eau de boisson.

- Eviter de consommer de la viande crue ou mal cuite.

- garder les ongles courts et propres.

- Défécation dans des latrines.

- Ne pas se baigner en eau douce en zone d'endémie.

- Port de chaussures qui est efficace mais illusoire dans le cadre de certaines professions (Agriculture par exemple).

- Les mesures collectives :

-Combattre les dangers des matières fécales (rénovation de latrines et sensibiliser les gens sur leur utilisation).

-Fournir de l'eau potable à la population.

-Évacuer l'eau stagnante.

-Contrôle médical des aliments vendus sur le marché [59.78].

❖ MATERIEL ET METHODES

1. Rappel des objectifs

1.1 Objectif principal

Déterminer la fréquence des parasites intestinaux dans les prélèvements des patients acheminés au laboratoire de parasitologie et mycologie médicale du CHU de Tizi-Ouzou.

1.2 Objectifs secondaires

- Identifier les différentes espèces parasitaires en cause.
- Déterminer la prévalence des parasites intestinaux selon le sexe.
- Déterminer la prévalence des parasites intestinaux selon l'âge.

2 .Matériel et Méthodes

2.1 Matériel

- Appareils et Verrerie
 - Verres à pieds
 - Lames porte-objets
 - Lamelles couvre-objets
 - Tubes à centrifuger de 15 ml, coniques
 - Bouchons en caoutchouc pour les tubes à centrifuger
 - Portoirs.
 - Eprouvette à 500ml
 - Des embouts pour micropipettes.
 - Centrifugeuse
 - Balance
 - Microscope optique

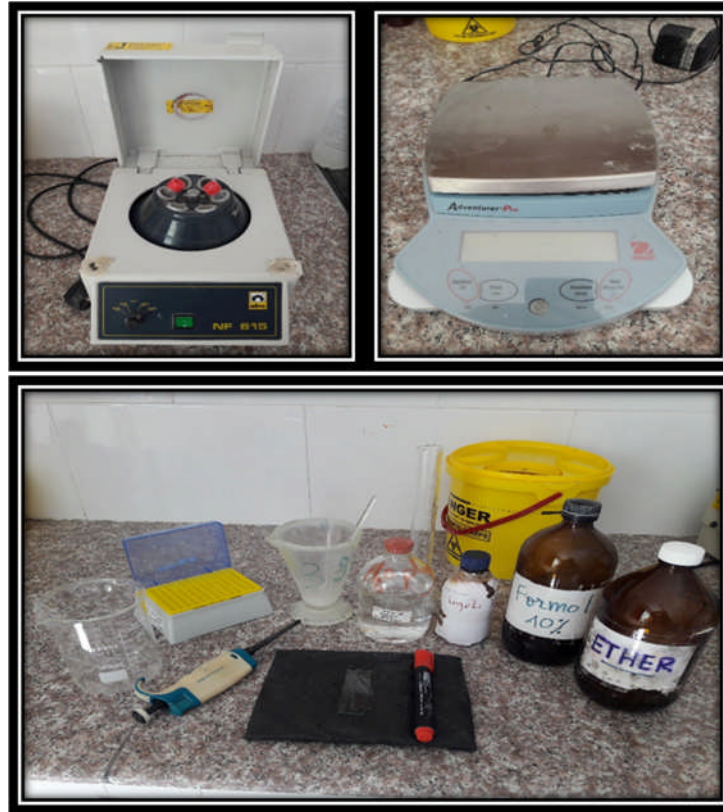


Figure18 : Matériel de laboratoire utilisé pour le diagnostic des parasitoses intestinales
(BELHOCINE.S.BELHIRET.F. 2021)

2.2 Méthodes

2.2.1 Protocole d'étude

- Type d'étude** : étude descriptive transversale.
- Population d'étude** : les patients consultant au niveau du Service de Parasitologie Mycologie du C.H.U Tizi-Ouzou
- Echantillon de l'étude** : notre échantillon est formé de 161 prélèvements de selle provenant de malades hospitalisés ou externes consultant pour motif médical (présentant des symptômes) ou pour simple contrôle
- Lieu d'étude** : laboratoire de Parasitologie et Mycologie du C.H.U Tizi-Ouzou.
- Période de l'étude** : du début d'avril jusqu'à la fin juillet 2021.

•**Moyen Humain** : 2 étudiantes en parasitologie de l'université Mouloud Mammeri Tizi-Ouzou et le personnel du laboratoire de parasitologie et mycologie du C.H.U Tizi-Ouzou.

•**Déroulement de l'étude** : Notre étude a commencé par le choix du thème, puis nous avons demandé une autorisation d'accès au laboratoire de parasitologie et mycologie du C.H.U de Tizi-Ouzou. Nous avons commencé notre stage pratique en analysant tous les prélèvements de matières fécales fraîchement excrétées, par un examen macroscopique et microscopique.

•**Critères d'inclusion** : Tous les prélèvements coprologiques sont faits sur la demande du praticien, dans le cas de la recherche des œufs d'oxyures ou des œufs de *Tania saginata*, nous avons effectué le prélèvement par scotch test. Les patients sont soit des sujets externes ou de malades hospitalisés de toute tranche d'âge.

• **Critères d'exclusion** : Tout prélèvement non conforme (quantité insuffisante, boîte vide, autre prélèvement au lieu de selle ou de scotch test), scotch test mal fait.

•**Collecte de données** : Notre étude est établie à partir d'une fiche de renseignement pour chaque malade, qui contient les variables suivantes :

- Nom
- Prénom
- Age
- Sexe
- Signes clinique
- Traitement

2.2.2 Diagnostic parasitologique

Les selles constituent le véhicule normal des formes de dissémination des parasites dans le milieu extérieur.

La coprologie parasitaire ou l'examen parasitologique des selles (EPS) est un examen de base consistant à examiner les selles sur le plan macroscopique et microscopique.

Il permet le diagnostic d'un grand nombre de parasites intestinaux.

2.2.2.1 Examen macroscopique

Cet examen permet de noter :

- La couleur et la consistance des selles.
 - La consistance : Qui reflète la vitesse du transit intestinal. Elle peut être moulée, pâteuse (cas normal), liquide (en cas de diarrhée glaireuse ou non), ou bien dure (en cas de constipation).
 - La couleur : Qui dépend du flux biliaire, elle peut être marron (cas normal), ou brun foncé en cas d'un saignement dans la partie supérieure du tractus gastro-intestinal, blanche (absence de la bile).
- La présence éventuelle de sang, de glaire, de mucosité et de pus. la présence de Certains parasites sous forme adulte tel que : des anneaux de *Tænia*, des vers d'ascaris, d'oxyures, de Trichocéphalose, d'Ankylostome, ou autres dont l'identification sera confirmée par l'examen microscopique.

2.2.2.2 Examen microscopique

L'examen microscopique est le temps essentiel de l'analyse, il signale aussi la présence de leucocytes, d'hématies, d'éléments fongiques, de cristaux et de résidus alimentaire dans la selle.

L'examen microscopique direct doit être obligatoirement suivi d'un examen après concentration et être effectué systématiquement avec l'objectif x10 puis avec x 40.

Objectif 10X : examen systématique de la préparation pour dépister surtout les helminthes.

Objectif 40X : - Identification plus précise des organismes retrouvés à l'objectif

- Dépistage et identification des protozoaires.

2.2.3. Préparations préalables des réactifs utilisés**▪ La préparation de l'eau physiologique à 9%**

Le protocole opératoire de la préparation d'eau physiologique à 9% qui constitue la solution de dilution utilisée dans l'examen direct à l'état frais est le suivant :

- a- À l'aide d'un bécher (500 ml), verser 1000ml d'eau distillé dans une bouteille en verre ;
- b- Ajouter 9g d'Na cl ;

c- Bien agiter le mélange.



Figure 19 : protocole opératoire de La préparation de l'eau physiologique à 9%
(BELHOCINE.S.BELHIRET.F. 2021)

▪ **La préparation du formol à 10%**

Le formol à 10% constitue la solution de dilution utilisée dans la technique de Ritchie, son

Protocole opératoire est le suivant :

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



Figure 20 : protocole opératoire de la préparation de la solution du formol 10%
(BELHOCINE.S.BELHIRET.F. 2021)

▪ Préparation du réactif Lugol à 5% :

- a- Iode métalloïdique..... 05g.
- b- Iodure de potassium.....10g.
- c- Eau distillée.....100ml.

Dissoudre l'iodure de potassium dans très peu d'eau. Ajouter l'iode et bien agiter jusqu'à dissolution complète. Ajouter le reste d'eau. Conserver en flacon brun enveloppé dans une feuille d'aluminium ménager car le lugol est photosensible.

Ne pas utiliser le lugol préparé depuis plus d'un mois. Il faut donc reporter la date de préparation sur le flacon, le préparer en petites quantités et le renouveler régulièrement.

Examen direct

La première étape de l'examen microscopique passe par cet examen direct qui se réalise à l'état frais dans de l'eau physiologique et après coloration par une solution iodo-iodurée.

- Examen à l'état frais

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

-Mode opératoire

- a- Prélever une noisette de selle à l'aide d'une fine baguette en verre
- b- Diluer le prélèvement avec de l'eau physiologique à 9 pour 1000 jusqu'à avoir une dilution optimum ni trop dilué ni trop concentrée.
- c- Puis déposer une petite goutte sur une lame porte objet et recouvrir d'une grande lamelle et observer au G x 10 puis au G x 40.



Figure21: Préparation du matériel pour la dilution.
(BELHOCINE.S.BELHIRET.F. 2021)



Figure 22 : Prélèvement de la selle de différents points.
(BELHOCINE.S.BELHIRET.F. 2021)



Figure 23 : Dilution de la selle dans de l'eau physiologique 9 pour 1000
(BELHOCINE.S.BELHIRET.F. 2021)



Figure 24 : Déposer une goutte de la dilution entre lame et lamelle.
(BELHOCINE.S.BELHIRET.F. 2021)

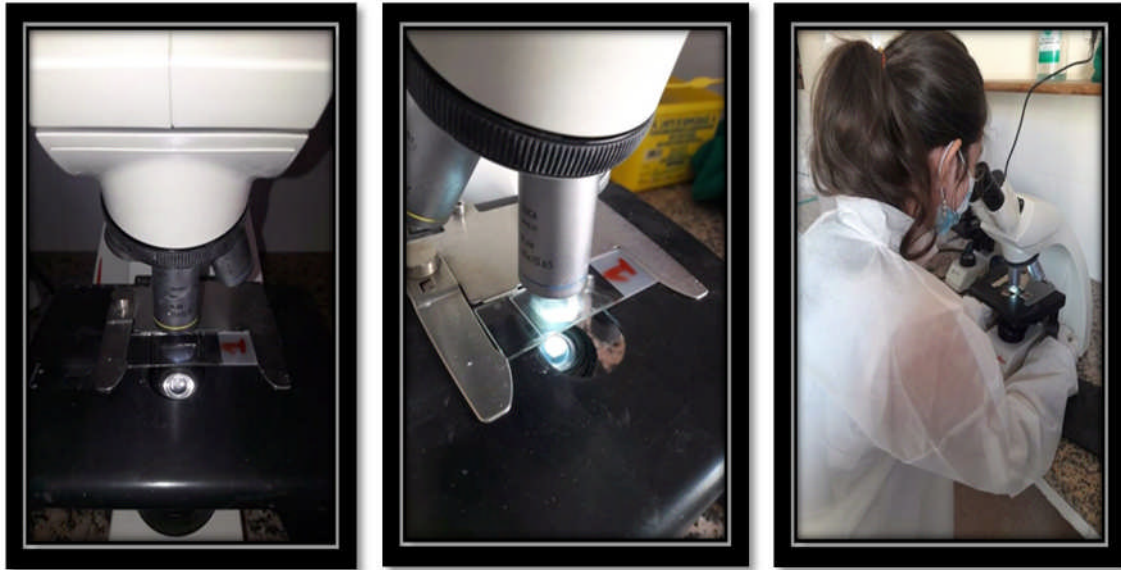


Figure 25 : observer au Gx10 puis Gx40
(BELHOCINE.S.BELHIRET.F. 2021)

- **Examen en solution iodo-iodurée**

Permet l'identification des espèces de Protozoaires en colorant :

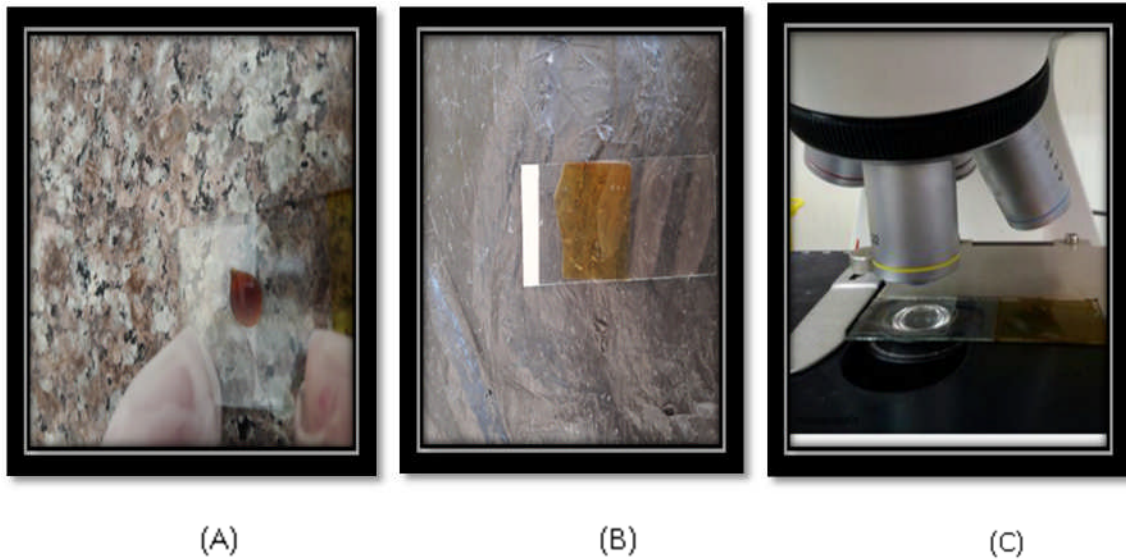
- ✚ Les membranes cytoplasmiques et nucléaires.
- ✚ Le caryosome et la chromatine en noir.
- ✚ La vacuole de *Pseudolimax butschlii* en marron.
- ✚ Les graines d'amidon en violet foncé.

- **Réactif :**

- Lugol.

- **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 26 : Examen en iodo-iodurée
(BELHOCINE.S.BELHIRET.F. 2021)**

- (A) Déposer une goutte de la dilution + une goutte de la solution du lugol à 5%.
- (B) Recouvrir d'une lamelle.
- (C) Observer au Gx10 puis au Gx40

2.2.4. Méthodes de concentration des selles

Le terme concentration doit être préféré à celui d'enrichissement puisque ces procédés visent à rassembler dans un petit volume des formes parasites présentes en faible quantité dans l'échantillon, sans augmenter leur nombre. On utilise dans ce but, des procédés physiques ou physico-chimiques dont les meilleurs sont ceux qui provoquent le minimum d'altérations morphologiques des éléments.

Cette concentration doit être faite systématiquement, même si l'examen extemporané qui l'a précédé a montré la présence de certains parasites.

Dans notre étude on a eu recours à la méthode de Ritchie.

- Méthode de Ritchie

C'est une méthode physicochimique la plus couramment utilisée dans les laboratoires, permet de concentrer les kystes des Protozoaires et les œufs d'Helminthes (sauf pour les œufs d'Ascaris, détruits par cette méthode).

- Principe

Consiste à mettre en présence de deux phases liquides non miscibles, l'une aqueuse et l'autre lipophile, réalisant un coefficient de partage dont la valeur est conditionnée pour chaque particule fécale (parasites et déchets) par sa balance hydrophile-lipophile. Les éléments dont la balance penche en faveur des groupements hydrophiles se trouvent dans la phase aqueuse et se déposent au fond du tube de centrifugation alors que ceux dont la balance penche vers le groupement lipophile se retrouvent donc au contact de la phase organique.

- Réactif :

- Formole à 10%.
- Ether.

- Mode opératoire

- a- Dans un verre à pied faire une dilution de la selle.
- b- Ajouter à la selle du formol 10%.



Figure27 : Dilution de la selle dans le formol à 10%.
(BELHOCINE.S.BELHIRET.F. 2021)

- c- Remplir un tube conique au deux tiers avec la dilution au formol à 10%.
- d- Ajouter un tiers d'éther.
- e- Fermer le tube.



Figure 28 : Remplissage du tube avec 2/3 de dilution et 1/3 d'éther.
(BELHOCINE.S.BELHIRET.F. 2021)

- a- Agiter énergiquement.
- b- Equilibrer la centrifugeuse.
- c- Centrifuger 3 minutes à 1500 tours par minute.
- d- Formation de quatre phases.

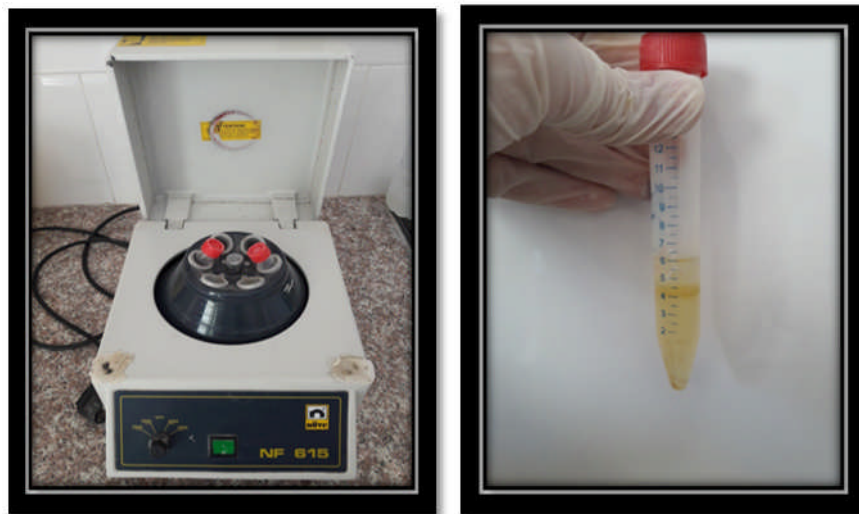


Figure29 : Centrifugation et formation de quatre phases.
(BELHOCINE.S.BELHIRET.F. 2021)

- e- Jeter le surnageant (les trois phases).
- f- Récupérer le culot avec une pipette.
- g- Etaler une lame.
- h- Recouvrir d'une lamelle.
- i- Faire également une préparation colorée à l'iode.
- j- Examiner toute la zone recouverte par la lamelle avec les objectifs x10 et x40 à la recherche d'œufs, de kystes et de larves.

2.2.5. Méthodes spéciales

➤ **Technique de scotch test (test de Graham)**

Cette méthode est utilisée lors de la suspicion d'œuf d'*Enterobius vermicularis* et *Tenia saginata*. La femelle de l'oxyure vient mourir sur la marge anale en libérant les œufs qu'elle contient. Ces œufs entourés d'un peu de mucosités restent souvent collés pendant quelques heures dans les petits plis de la marge anale avant de tomber dans les draps ou sous-vêtements. Les œufs seront retrouvés sur la marge anale plus que dans les selles.

Les anneaux de *Tenia saginata* franchissent activement la marge anale, ce qui provoque la libération des œufs par les pores génitaux.

- **Mode opératoire**

- a- Le matin, avant toilette appliquer sur l'anus, à l'aide du pouce ou de l'index d'un doigtier la surface collante d'une bande de cellophane adhésive, en écartant fortement les fesses et en pressant suffisamment pour déplisser la région explorée.
- b- Décoller le ruban adhésif et l'étendre, bien à plat, à la surface d'une lame en évitant au maximum l'inclusion de bulles d'air.
- c- Examiner la préparation au faible grossissement, sans omettre les bords.
- d- Bien se laver les mains en se brossant fortement les ongles (infestation ultérieure fréquente).

La simplicité de cette technique permet d'en confier l'exécution au malade lui-même ou à la mère s'il s'agit d'un enfant.

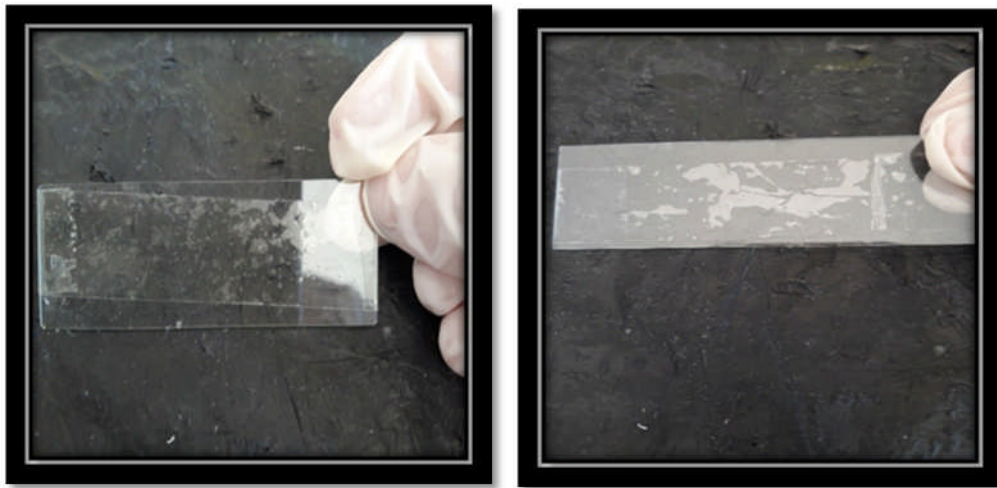


Figure 30: Scotch test anal
(BELHOCINE.S.BELHIRET.F. 2021)

➤ Technique de coloration

Il existe plusieurs techniques de coloration. Dans notre étude on a eu recours à la coloration de ZiehlNeelsen

- Coloration de ZiehlNeelsen

Cette coloration permet de voir les oocystes de couleur rouge vif et renferment quatre Sporozoites agencés d'un corps résiduel arrondi.

Elle est indispensable pour mettre en évidence les oocystes de *Cryptosporidium*.

Les oocystes de *Cryptosporidium parvum* apparaissent comme des éléments ronds ou ovoïdes de couleurs rose à rouge vif sur un fond vert ou bleu violacé.

- Réactifs

🚦 Solution A

Fushine basique.....1g.

Ethanol à 94%10ml.

Dissoudre en broyant dans un mortier.

🚦 Solution B

Phénol cristallisé5g.

Eau distillé100ml.

- Mélanger les solutions A et B.

-Laisser reposer pendant 8 jours.

-Filtrer et conserver à température ambiante

- Mode opératoire

a- Fixer les frottis au « méthanol » ou à « l'éthanol » absolu pendant 5 minutes

b-Sécher à l'air libre.

c-Plonger les lames dans « la fushine phéniquée » pendant 60 minutes.

d-Rincer à l'eau de robinet.

e-Différencier dans une solution « Acide sulfurique » à 02% pendant vingt secondes en agitant la lame

f-Rincer à l'eau de robinet.

g-Colorer avec une solution de « vert de malachite » à 5% pendant cinq minutes.

h-Observer au microscope optique au grossissement 40 puis au grossissement 100.

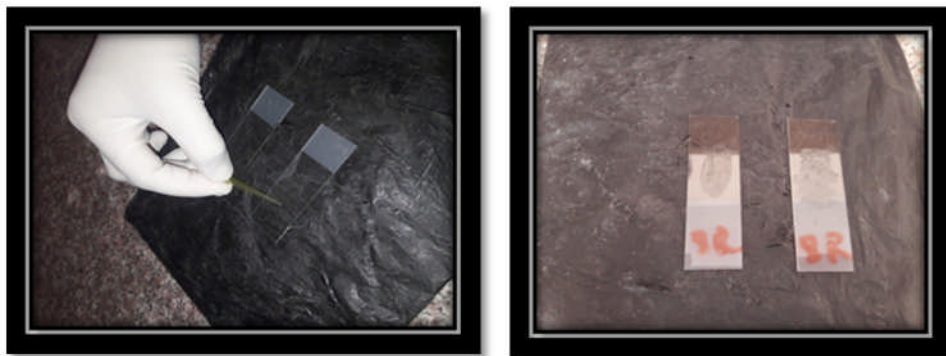


Figure31: Étalement des frottis de selle à partir du culot de Ritchie.
(BELHOCINE.S.BELHIRET.F. 2021)



Figure32 : Les réactifs de la technique de ZiehlNeelsen
(BELHOCINE.S.BELHIRET.F. 2021)



Figure33: Séchage des frottis à l'air libre pendant 5 minutes après fixation au méthanol
(BELHOCINE.S.BELHIRET.F. 2021)



Figure34: Coloration des frottis à la fuschine phéniquée
(BELHOCINE.S.BELHIRET.F. 2021)



Figure35 : Décoloration à l'acide sulfurique avec rinçage du frottis
(BELHOCINE.S.BELHIRET.F. 2021)



Figure36: Coloration au vert de malachite
(BELHOCINE.S.BELHIRET.F. 2021)



Figure37: Frottis après dernier rinçage
(BELHOCINE.S.BELHIRET.F. 2021)

Notre étude réalisée au laboratoire de parasitologie et mycologie du C.H.U de Tizi-Ouzou durant 4 mois pour 161 patients hospitalisés et externes, a permis d'identifier diverses espèces parasitaires de l'intestin humain et de mettre en évidence les relations de ce parasitisme avec les paramètres suivant :

- Age ;
- Sexe ;
- Statu hospitalier ;
- Service ;
- La symptomatologie clinique ;
- L'examen demandé (EPS ou scotch test anal).

1. Etude de la population globale

1.1 Répartition des patients selon l'âge :

Nous avons étudié la prévalence globale des 161 patients réparti en 2 groupes :

- Le groupe des enfants dont l'âge est ≤ 17 ans.
- Le groupe des adultes dont l'âge est ≥ 18 ans.

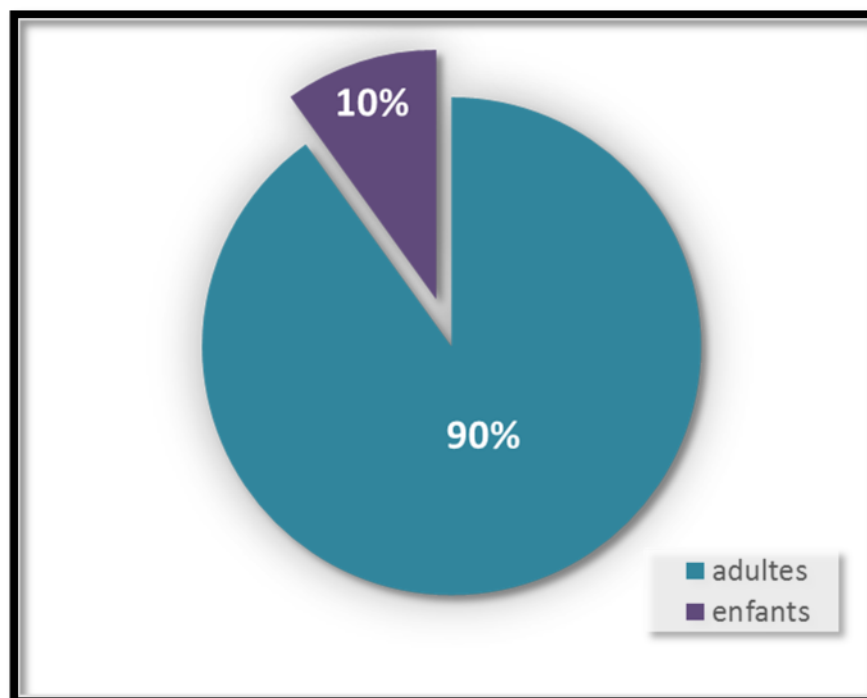


Figure 38 : Répartition de la population d'étude selon l'âge

Parmi les 161 sujets traités au cours de notre étude, 145 appartenait au groupe des adultes avec un pourcentage de 90%, tandis que 16 appartenait au groupes des enfants avec un pourcentage de 10%. On remarque une prédominance adulte.

1.2 Répartition selon le sexe :

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

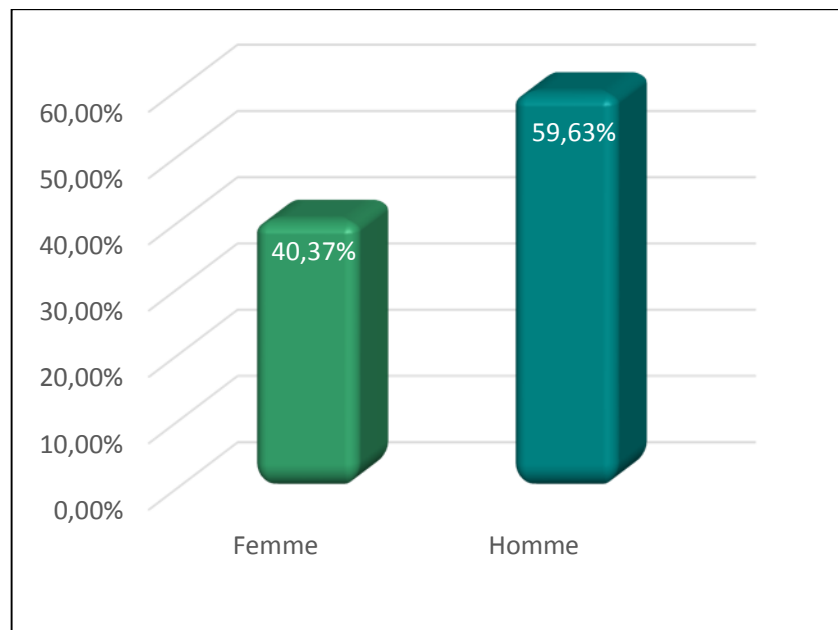


Figure 39 : Fréquence des sujets examinés selon le sexe

Parmi les 161 sujets traités durant notre étude 96 étaient des hommes soit un pourcentage 59,63% tandis que 65 étaient des femmes soit un pourcentage 40,37%, avec un sexe ratio Femmes/Hommes (F/H) de

1.3 Répartition des patients selon le statut hospitalier :

La répartition de la population étudiée selon le statut hospitalier (patients externes ou hospitalisés) est illustrée dans la figure suivante :

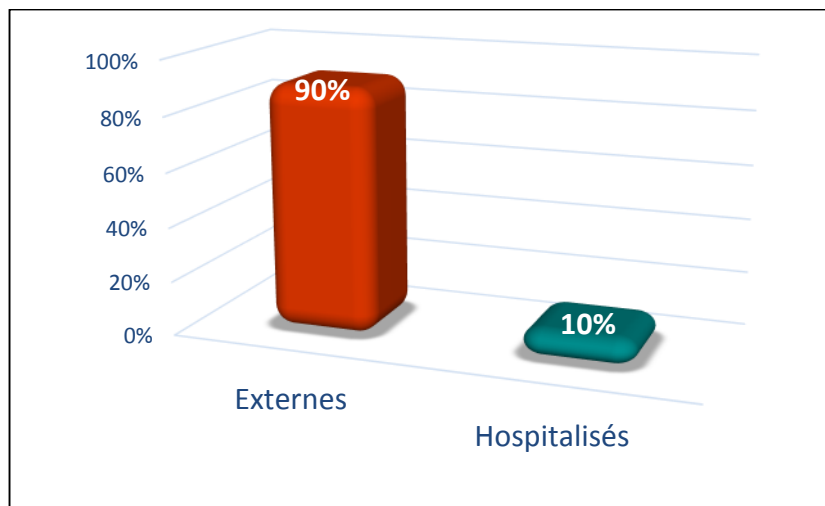


Figure40 : Répartition de la population d'étude selon le statu hospitalier

Selon le statut hospitalier, les patients externes représentent la majorité des cas avec un pourcentage de 90%.

1.4 Répartition selon le service :

Les EPS réalisés pour les patients hospitalisés (16 patients) proviennent de différents services au niveau de l'hôpital de Tizi-Ouzou, qui sont démontrés dans la figure suivante

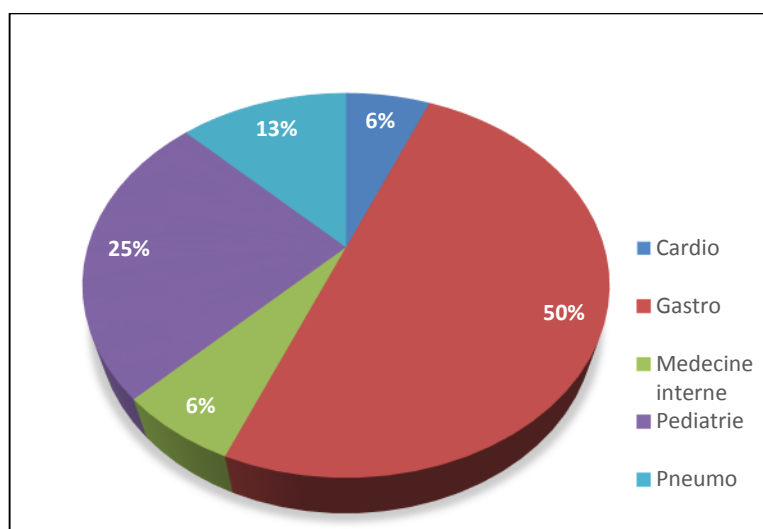


Figure41 : Répartition de la population d'étude selon le service

Nous notons une prédominance des cas en provenance du service :

- De Gastrologie 50%.
- De pédiatrie 25%.
- De pneumologie 13%.

Et viennent en dernière position avec des pourcentages égaux 6% les services : médecine interne et cardiologie.

1.5 Répartition selon La symptomatologie clinique

Les principaux signes cliniques indiqués dans les fiches de renseignement remplies par les patients, sont démontrés dans la figure suivante

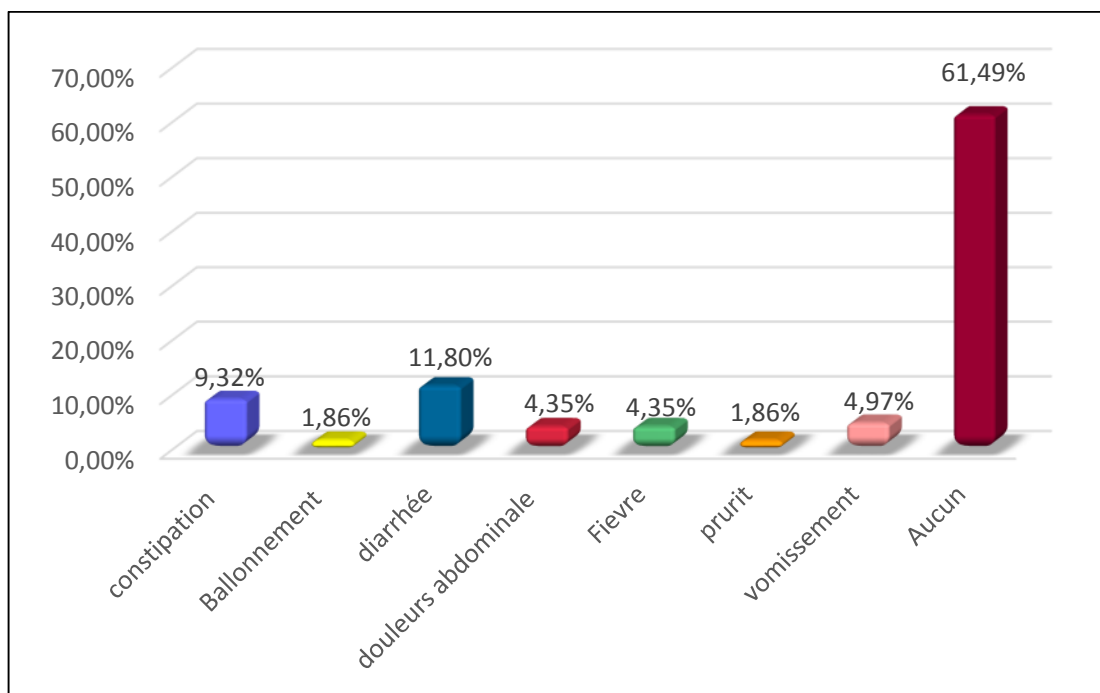


Figure 42 : Répartition de la population d'étude selon la symptomologie clinique.

Sur les 161 sujets inclus dans notre étude 61,49% ne présentent aucun signe clinique (contrôle sanitaire ou porteurs sains). Les signes cliniques les plus retrouvés sont : diarrhée avec un pourcentage de 11.80% et constipation (9,32% de la population d'étude) ; tandis que les vomissements, ballonnements, douleurs abdominale, prurit anal, et fièvre sont nettement faibles avec des taux allant de (1,86% à 4,97%).

1.6 Répartition selon L'examen demandé (EPS ou scotch test anal) :

La figure suivante illustre la répartition de notre population selon l'examen demandé :

- Scotch test anal en cas de suspicion de l'oxyurose
- L'EPS pour les autres parasitoses intestinales.

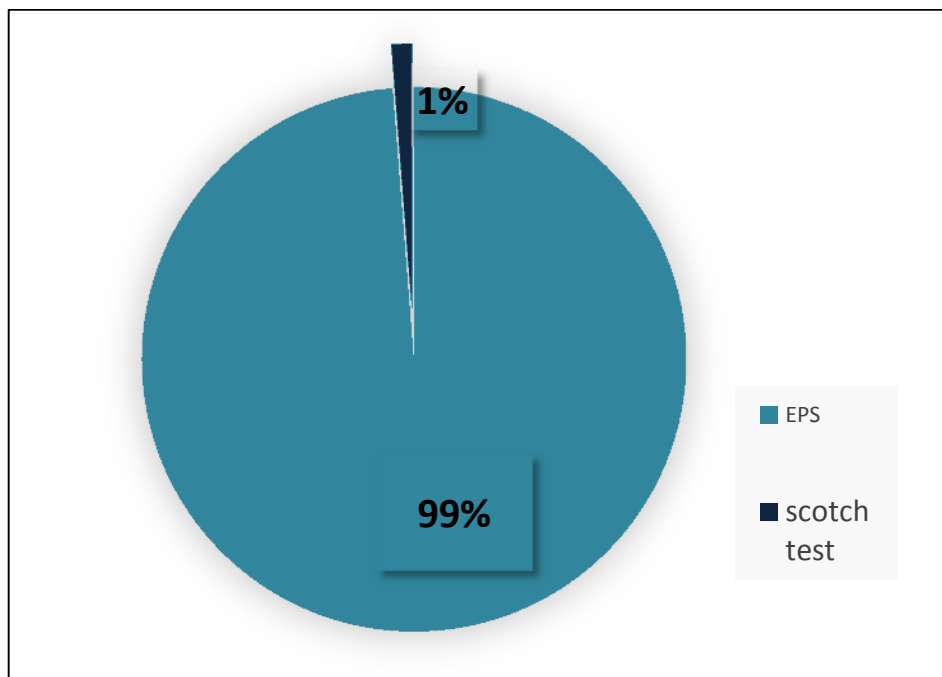


Figure43: Répartition de la population d'étude selon L'examen demandé.

Parmi les 161 sujets traités durant notre étude, 159 cas ont été diagnostiqués par un Examen parasitologique des selles avec un pourcentage de 99%, tandis que 2 patients (enfants) ont été diagnostiqués par un scotch test avec un pourcentage de 1%.

2. Etude des cas positifs

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

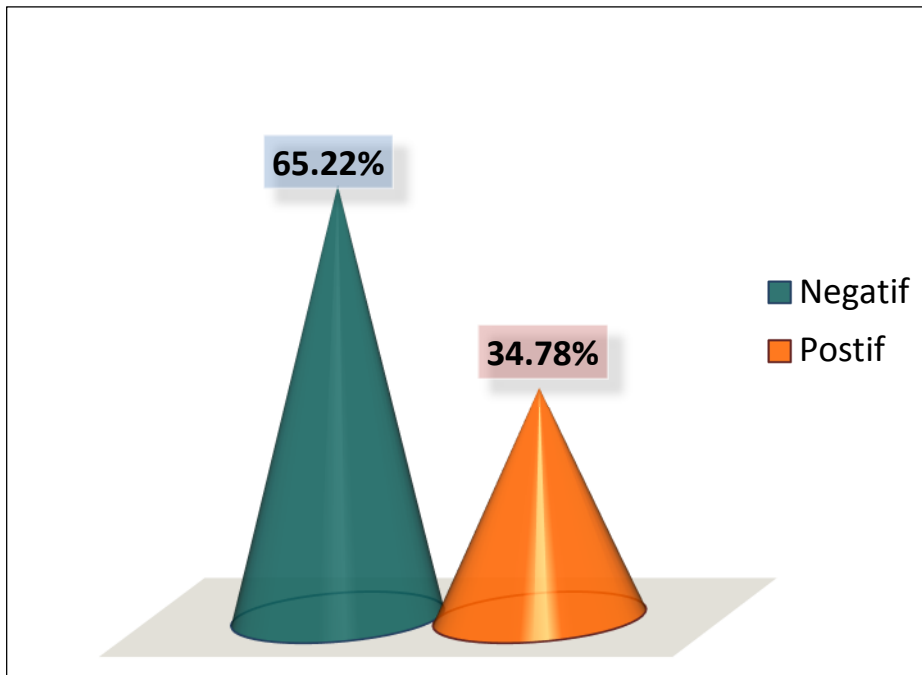


Figure44 : Répartition de la population d'étude.

Sur les 161 sujets inclus dans notre étude, 105 étaient des cas négatifs et 56 ont été reconnus porteurs de parasites intestinaux soit un pourcentage de 34.78%, cet effectif sera attribué selon les normes Suivantes :

2.1 Répartition selon l'âge

Le graphe suivant montre la répartition de notre population selon les deux classe d'âge (Enfants et Adultes) :

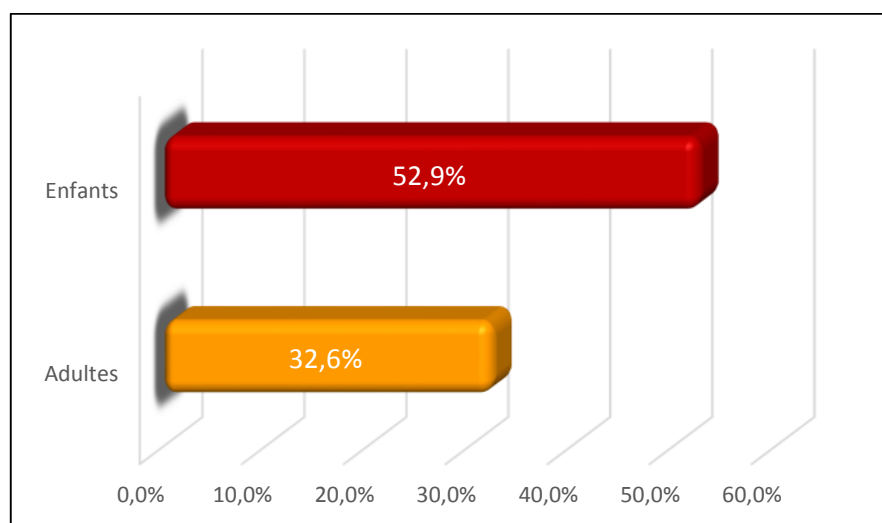


Figure 45 : Répartition des cas positifs selon les deux classes d'âge.

Sur les 56 cas positifs retrouvés 52,9% de l'effectifs globale des enfants sont porteur de parasites intestinaux ; Il n'y a pas de différence significative entre l'infestation des enfants et des adultes, $p = 0,11$

2.2 Répartition selon le sexe

La répartition des sujets infestés selon le sexe est illustrée dans la figure suivant

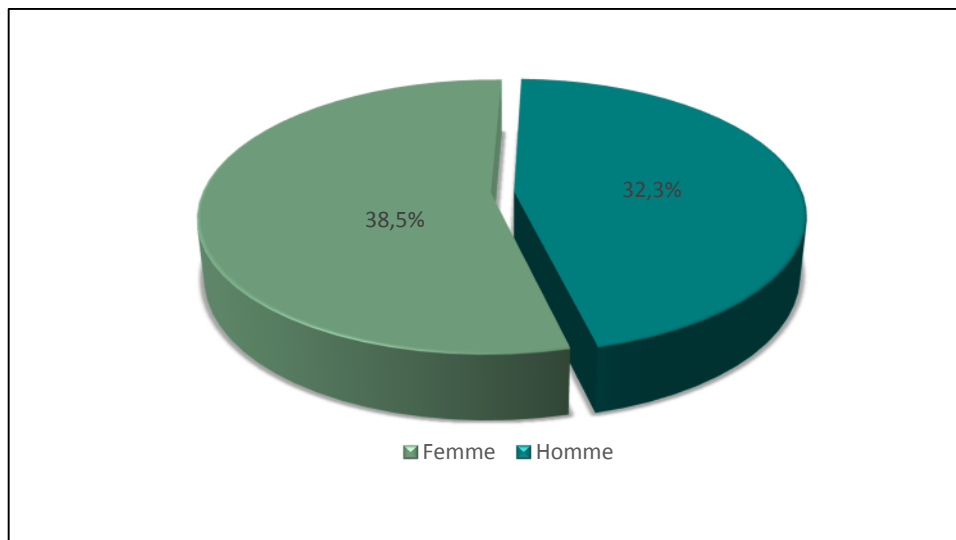


Figure 46 : Répartition des cas positifs selon le sexe.

Parmi les 65 patientes examinées, 25 des femmes sont avérées positives soit un taux de 38,5%, IC95 [26,5% - 50,4%], tandis que sur 96 patients de sexe masculin, 31 sont avérés positifs soit un taux de 32,3%, IC95 [23% - 42%]. Même si la prévalence semble plus importante chez les femmes, cette différence n'est toutefois pas significative statistiquement, $p = 0,52$.

2.3 Répartition selon le statut hospitalier :

La répartition des sujets infestés selon le statut hospitalier est représentée dans la figure suivante :

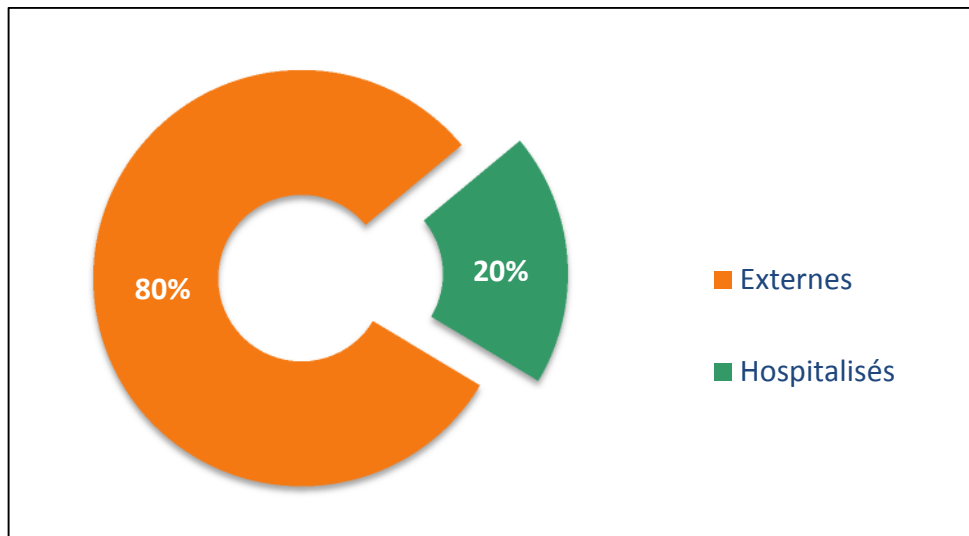


Figure47 : Fréquence des cas positifs selon le statut hospitalier

Sur 56 sujet parasités seulement 11 sont des patients hospitalisés avec un pourcentage de 20% et 45 sont des patients externes présentant un pourcentage de 80%.

2.4 Répartition selon le motif de consultation

La figure suivante montre la répartition des cas infestés selon leurs motifs de consultation soit des patients qui consultent à cause des signes cliniques évocateurs de parasitoses intestinales, ou bien dans le but de réaliser un contrôle sanitaire (cuisiniers).

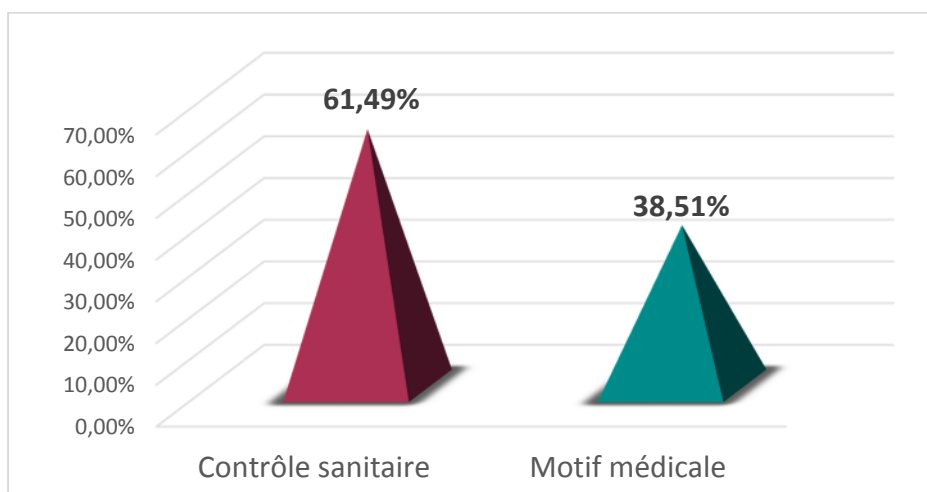


Figure48 : Répartition de la population d'étude selon le motif de consultation

La majorité des cas positifs de notre population ont consulté dans le but d'un contrôle sanitaire (cuisinier) avec un pourcentage de 61%.

2.5 Répartition selon l'embranchement parasitaire

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

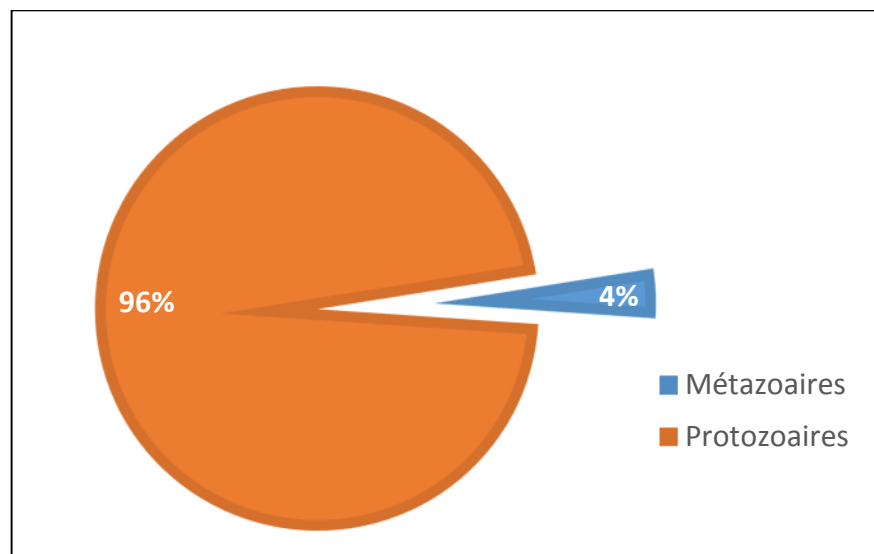


Figure49 : Répartition des parasites isolés selon leurs embranchements.

Dans notre étude, les protozoaires sont les plus isolés avec un pourcentage de 96%.

2.6 Fréquence des parasites

La figure suivante représente les 8 espèces parasitaires protozoaires et helminthes dans notre étude :

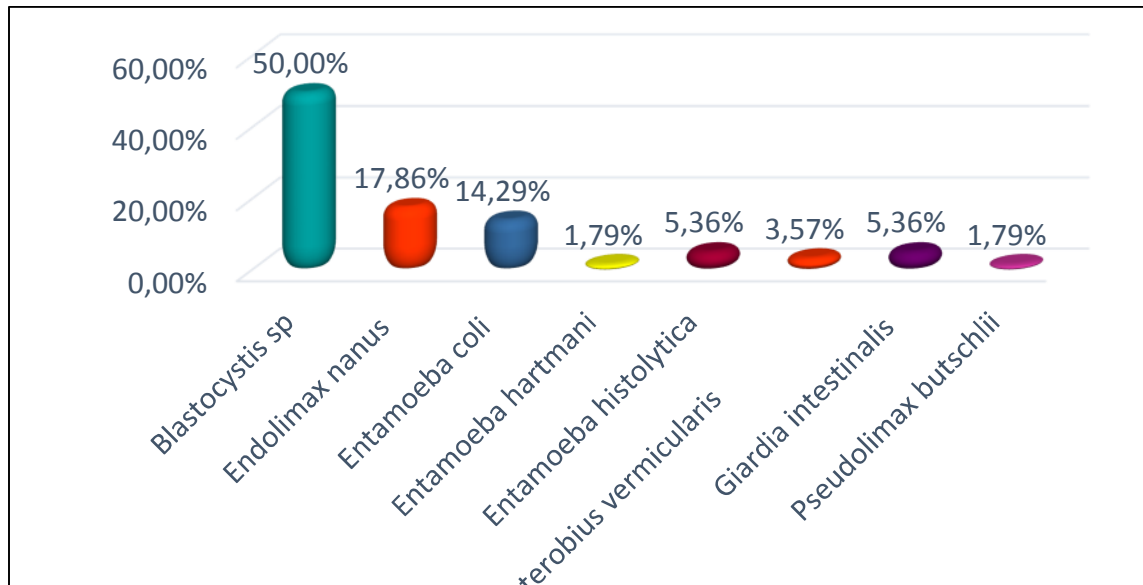


Figure 50 : Fréquence des parasites diagnostiqués chez les sujets positifs.

Dans notre recherche, nous avons identifié 8 espèces parasitaires et on remarque que le *Blastocystis sp* est le parasite le plus fréquent avec un pourcentage de 50%, suivi par *Endolimax nanus* avec un taux de 17,86%.

2.7 Répartition selon le mode de parasitisme

Le graphe suivant représente les modalités de parasitisme chez les sujets infestés

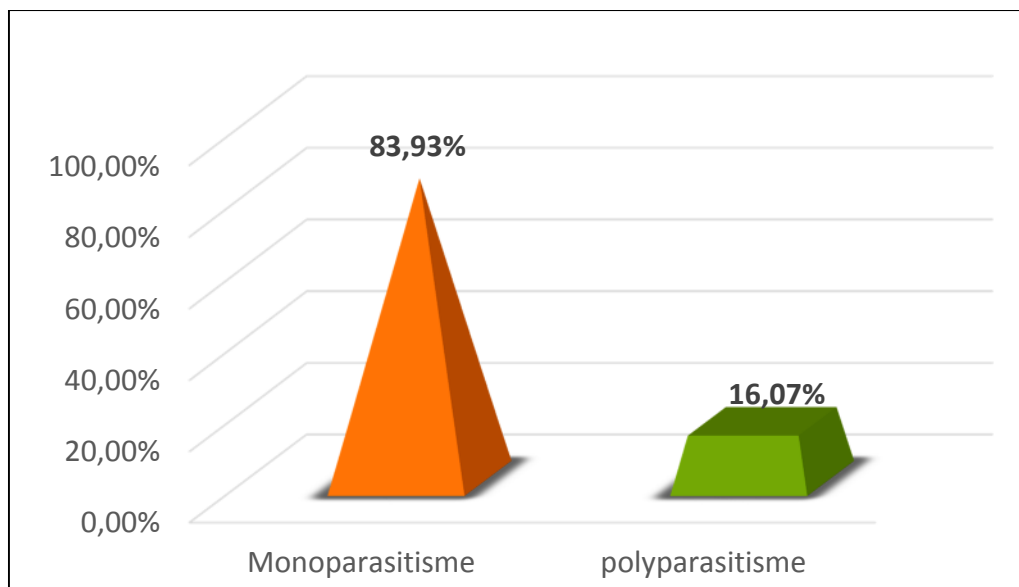


Figure 51 : Fréquence des cas positifs selon le mode de parasitisme.

Nous constatons que 83,83% des patients infestés sont monoparasités, et 16,07% représentent un polyparasitisme. $p < 0,001$.

3. Figures des parasites identifiés

➤ Forme Vacuolaire de *Blastocystis sp*



Figure 52: forme vacuolaire de *Blastocystis sp* Examen direct à l'état frais Objectif $\times 40$.
(BELHOCINE.S.BELHIRET.F. 2021)

➤ Kyste de *Giardia intestinalis*

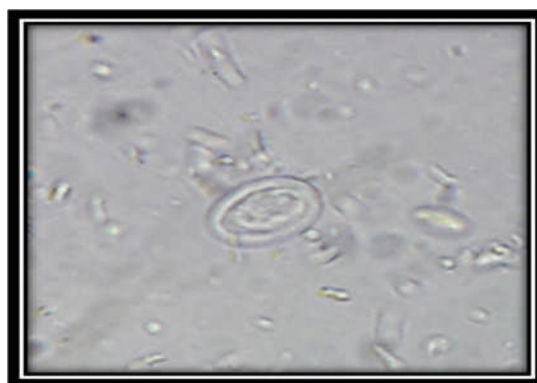


Figure 53 : Kyste de *Giardia intestinalis* Examen direct à l'état frais Objectif $\times 40$.
(BELHOCINE.S.BELHIRET.F. 2021)

➤ Kyste d'*Entamoeba coli*

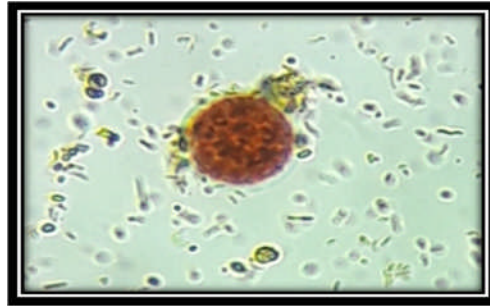


Figure 54 : kyste d'*Entamoeba coli* après coloration au Lugol Objectif x 40
(BELHOCINE.S.BELHIRET.F. 2021)

➤ Kyste d'*Endolimax nanus*

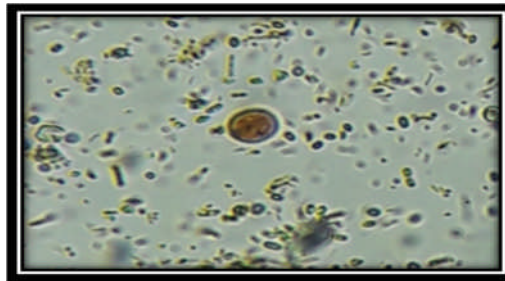


Figure 55 : Kyste d'*Endolimax nanus* après coloration au Lugol Objectif x 40
(BELHOCINE.S.BELHIRET.F. 2021)

➤ Œufs d'*Enterobius vermicularis*



Figure 56 : Œuf d'*Enterobius vermicularis* au scotch test. Objectif × 40
(BELHOCINE.S.BELHIRET.F. 2021)

Discussion

Discussion

Notre recherche s'est étalée sur une période de 4 mois au sein du laboratoire de parasitologie et mycologie médicale du C.H.U de Tizi-Ouzou.

Notre étude a été menée sur une population qui englobe toute classe d'âge (enfants et adultes) et a pour objectif principal de déterminer la fréquence des parasitoses intestinales.

Ce travail nous a permis d'identifier 8 espèces de parasites intestinaux et mettre en évidence les rapports entre ce parasitisme et différents paramètres qui peuvent représenter des facteurs de risques, tel que le sexe et l'âge des patients.

Plusieurs travaux sur les parasitoses intestinales ont été menées à travers le monde particulièrement en Algérie afin d'identifier leur profil épidémiologique.

La prévalence globale des parasitoses intestinales dans notre étude est de 37,78%, cette fréquence concorde avec les résultats observés à Haïti par Michel en 2019, avec un taux de 31,26% [17]. Nos résultats montrent une prévalence remarquablement plus importante que celle trouvée par Dani et Saïb au C.H.U de TIZI-OUZOU et Benouis à ORAN avec des prévalences de 17%, 19,96% respectivement [12,68].ces faibles prévalences peuvent être expliquées par le fait qu'elles étaient réalisées dans de meilleures conditions sanitaires.

Dans notre étude la fréquence des cas positifs chez les consultants à titre externe est beaucoup plus élevée que celle retrouvée chez les patients hospitalisés, (80%) (20%), respectivement. Ce résultat est compatible avec celui obtenu par Dani et Saïb à Tizi-Ouzou [68].Ce qui explique que les parasitoses intestinales ne nécessitent pas une hospitalisation et peuvent être traitées par une cure médicamenteuse.

Par rapport au sexe, 38,5% des femmes examinées sont avérées positives, chez les hommes le taux de prévalence des parasitoses intestinales est de 32,3% de l'effectif total de ces derniers. Nous constatons une absence d'association significative entre le parasitisme intestinal et le sexe des patients ($p = 0,52$), par comparaison avec la littérature ce résultat concorde avec celui de Benouis à Oran [12].

Concernant la répartition des cas positives selon l'âge, notre étude a englobé deux tranches d'âge : enfants (≤ 18 ans) et adulte (≥ 18 ans), nous avons recensés un taux de 52,2% chez les enfants de moins de 18 ans et 32,6% chez les adultes, cette différence n'est toutefois pas

Discussion

significative statistiquement ($p= 0,11$). Ce résultat discordé avec celui rapporté par Abdoun et Kaci à Tizi-Ouzou la prévalence des cas positifs chez les sujets adultes était de 80% et 90,9% respectivement [64.79].

Dans cette étude 83,93% des sujets infestés présentent un monoparasitisme et 16,07% présentent un polyparasitisme, ($p < 0,001$); ces résultats concordent à ceux rapportés par El Guamri au centre hospitalier de Kenitra au Maroc et par Kasmi au C.H.U de Tlemcen dans l'étude des protozooses intestinales (85% de et 15% de polyparasitisme) [70.80].

Les parasites intestinaux identifiés dans notre étude appartiennent aux groupes de protozoaires et d'helminthes, nous avons enregistré une prédominance des protozoaires (96%) contre (4%) pour les helminthes, cependant la seule espèce helminthe qu'on a trouvée est *Enterobius vermicularis* (oxyures), ce résultat est compatible avec celui rapporté à Sfax en 2006 par Cheikhrouhou ou les protozoaires représentaient 96.5% des parasites isolés et les helminthes (3,5%)[33]. Par contre, Nicolas en 2006 en Guadeloupe a trouvé un taux d'helminthes supérieur à celui des protozoaires 72,3% vs 27,7% [41].

Blastocystis sp représente l'espèce parasitaire la plus fréquemment retrouvée avec une prévalence de 50%, ce résultat est compatible avec celui retrouvé au Maroc par Afriad (2018) avec une prévalence de 43,2% [81], mais diffère de celui rapporté par Michel à Haïti où le *Blastocystis* n'a représenté que 14% [17].

Les espèces les plus fréquemment retrouvées après cette dernière sont :

Endolimax nanus (17,86%), ce résultat est inférieur à celui retrouvé par Abdoun à Tizi-Ouzou ou l'espèce *Endolimax nanus* était la plus fréquente avec un pourcentage de 55,17% [79].

Entamoeba histolytica et *Giardia intestinalis* ont été trouvés à la même fréquence soit 5,36% de l'ensemble des parasites identifiés. Ce résultat est inférieur à celui rapporté par El Gaumri et al (*Entamoeba histolytica* 23,74% et *Giardia intestinalis* (22,71%) [70].

Les autres espèces que nous avons identifiées, sont retrouvées à des fréquences relativement basses.

Au cours de notre travail, nous avons rencontrées de nombreuses contraintes :

- Les prélèvements n'étaient pas répétés pour confirmer les résultats, ce qui peut sous-estimer la réalité du parasitisme intestinal chez la population étudiée.

Discussion

- Le nombre d'échantillons reçus par jour n'est pas suffisant pour la réaliser une étude sur une population plus large.
- Des patients suspects des parasitoses intestinales qui ont déjà entamé un traitement antiparasitaire, donnant ainsi des résultats faussement négatifs.
- La fiche de renseignement que nous avons établi au niveau du service n'était pas toujours bien remplie ; car les prélèvements ne sont pas toujours présentés par les patients eux même, ce qui a provoqué un manque de données des patients ; par exemple les signes cliniques et les traitements ne figurent pas dans nos données.
- Aucune forme végétative de protozoaire n'a été détectée à cause du non-respect du délai d'acheminement des prélèvements de selle (30 minutes).
- Par manque de matériel et de réactifs, on n'a pas pu réaliser toutes les méthodes de diagnostic pour approfondir notre étude.
- Par mesure de sécurité imposée pour la lutte contre la pandémie du COVID 19, notre présence au laboratoire n'était pas régulière, de ce fait nous avons raté un certain nombre de prélèvements.

Néanmoins ; tous les prélèvements effectués dans l'unité de parasitologie et les résultats obtenus sont confirmés par une équipe expérimentée.

Conclusion

Conclusion

Les parasitoses intestinales constituent un problème de santé publique vu la prévalence de notre étude. Ce problème est favorisé par les conditions géophysiques, environnementales et hygiène défectueuse.

Nous avons réalisé cette étude au laboratoire de Parasitologie et Mycologie du C.H.U de Tizi-Ouzou durant quatre mois (Avril 2021 – Juillet 2021). Notre objectif était de déterminer la fréquence des parasitoses intestinales dans la région.

Notre étude révèle que beaucoup des cas positifs sont des enfants, les adultes sont légèrement moins touchés ; toutefois, il n'y a aucune différence significative par rapport à la classe d'âge des patients. La même constatation est faite en ce qui concerne le sexe des patients.

Les maladies parasitaires intestinales restent fréquentes dans la région de Tizi-Ouzou dominées par les protozoaires avec 96% : *Blastocystis sp* 50% (l'espèce la plus fréquente) suivie d'*Endolimax nanus* 17.86%, *Entamoeba coli* 14.29%, *Giardia intestinalis* et *Entamoeba histolytica* 5.36%. Les helminthes sont représentés exclusivement par *Enterobius vermicularis* avec 4% de l'ensemble des parasites identifiés.

Ces espèces sont retrouvées seules dans 83.93% (monoparasitismes) ou en association dans 16.07% des cas (polyparasitisme).

Notre étude a montré d'une part, l'importance du péril fécal et d'autre part des mesures de préventions collectives et individuelles, notamment l'observation des règles d'hygiène applicables aux risques liés à l'eau et aux aliments qui doivent toujours être entretenue pour lutter contre ces parasitoses intestinales. L'éducation sanitaire des jeunes enfants peut améliorer la situation sanitaire vis-à-vis de ces parasitoses qui restent liées à la pauvreté et au manque d'éducation.

L'éducation sanitaire est la pierre d'angle de l'édifice de la santé

Références bibliographiques

- [1]. OMS. (2010). Organisation mondiale de la santé.. Masson et C Editeurs.
- [2]. Moulinier, C. (2002). Parasitologie et mycologie médicale.p120.
- [2]. Nicolas, X., Chevalier, B., Simon, F. & Klotz, F. (2001). Traitement des parasitoses intestinales (amibiase et mycoses exclues).p 14 .
- [4]. Cook, G. (1986). Antigenes of gastrointestinal nematodes | Transactions of The Royal Society of Tropical Medicine and Hygiene | Oxford Academic.p80,719-727.
- [5]. Bouchaud, O. & Aumaitre, H. (1999). Diagnostic et traitement des parasitoses digestives (sauf amibiase). (EncyclMedChir Elsevier, Paris),40; 1-12.
- [6]. Coudert, P. & Dreyfuss, G. (2010). Biologie et cycles parasitaires. Actualités Pharmaceutiques,p49, 18–22.
- [7]. Bourée, P., Lançon, A. & Resende, P. (2008). Parasitoses intestinales émergentes. Revue Francophone des Laboratoires, 23–28.
- [8]. Keiser, J. & Utzinger, J. (2010). The drugs we have and the drugs we need against major helminth infections. Adv Parasitol.p73, 197–230.
- [9]. Georges, P. & Decaudin, M. T.(1970). Elements de parasitologie pratique.p411.
- [10]. Association française des enseignants de Parasitologie et Mycologie ANOFEL.POLYCOPIE NATIONAL. (2009).
- [11].Guillaume, V. (2007) Parasitologie Auto Evaluation Manipulations. (Edition De Boeck Université,p183
- [12]. Benouis, A. (2012).Etude épidémiologique des parasitoses intestinales humaines au niveau du C.H.U d’Oran.
- [13]. Nozais, J., Datry, A. & Danis, M;(1996). Traité de parasitologie médicale. 409–422
- [14].Rey, P., Andriamanantena, D., Bredin, C. & Klotz, F. (2005); Colites parasitaires. EMC - Hépatogastro-entérologie2, 162–175.
- [15].Thierry, A., Hennequin, C. & Paugam, A;(1997)..Parasitologie et Médecine Tropicale;p338.
- [16].OMS.(1997) Organisation mondiale de la santé.
- [17].Michel, D. et al.(2019).Contribution à l’étude diagnostique des parasitoses intestinales.p12.
- [18].Mehlhorn, H. (2008).Encyclopedia of Parasitology: A-M. vol. 2; Springer Science & Business Media,p625.
- [19].Thivierge, K. (2014). Identification morphologique des parasites intestinaux, Cahier de stage. P74

Références bibliographiques

- [20].Grassi. (1879) An experimental study of *Entamoeba muris*, its morphology, affinities and host-parasite relationship.p40.3-4.
- [21].Burrows. R.B. . (1957).*Entamoeba hartmanni*.p172.
- [22].Brumpt, E. & Neneu-Lemaire, M.(1952). Annales de parasitologie humaine et comparée ,Tome 1.p16.
- [23]. Prowazek Handbuch der pathogenen Protozoen.(2015).p567.
- [24]. Moulinier, C.(2003). Parasitologie et Mycologie Médicales Eléments de Morphologie et de Biologie.
- [25]. Adam, R. D.(2001). Biology of *Giardia lamblia*. Clin Microbio (14) : 447-75.
- [26]. Basset, D., Gaumerais, H. & Basset-Pougnnet, A.(2008) .Intestinal parasitoses in children of an Indian community of Bolivian altiplano. Bull Soc Pathol Exot Filiales;vol79,p 237–246.
- [28]. Hashimoto, T., Sanchez, L. B., Shirakura, T., Muller, M. & Hasegawa, M.(1998).Secondary absence of mitochondria in *Giardia lamblia* and *Trichomonas vaginalis* revealed by valyl-trnasynthetase phylogeny. (95):5 ;p60-68.
- [28]. Manning, G. et al.(2011).The minimal kinome of *Giardia lamblia* illuminates early kinase evolution and unique parasite biology. Genome Biol.R66.p12.
- [29]. Conboy, G Can Vet,J.,(1997).*Giardia*; vol38.p 245–247.
- [30]. Mok, M. T. S. et al.(2005).,*Giardia intestinalis*: molecular characterization of UDP-N-acetylglucosamine pyrophosphorylase. Gene.p357,73-82.
- [31]. Chatterjee, A. et al.(2010).*Giardia* cyst wall protein 1 is a lectin that binds to curled fibrils of the GalNAc homopolymer. PLoS Pathog.p6.
- [32]. Magne, D., Chochillon, C., Savel, J. & Gobert, J. G.(1996). *Giardia intestinalis* et giardiose. Journal de pediatrie et de puériculture, p2.74–83.
- [33]. Cheikhrouhou, F., Trabelsi, H., Sellami, H., Makni, F. & Ayadi, A.(2009)DIGESTIVE PARASITES IN SFAX (SOUTH OF TUNISIA) : A RETROSPECTIVE. p3- 5.
- [34]. Belkaid, M., Bahbou, M., Hamrioui, B., Aroua, H. & Abtroun, N. (1986).Guide pratique du laboratoire de parasitologie Tome 1 : examens directs.p32.
- [35]. Belkadi, M., Zenaidi, N., Tabet derraz, O. & Hamrioui, B.(1992)., cours de parsitologie,Tome 1 ,Protozooses. p50 .
- [36]. Picot, S. & De Monbrison, F.(2003).*Balantidium coli*. p 60 .
- [37]. Kapita, B., Colebunders, R., Lusakumunu, K. & Henry, M. C.(1990). Parasitoses opportunistes en Afrique. Clinique et diagnostic. Annales de Parasitologie Humaine et Comparée.p80,45-47.

Références bibliographiques

- [38]. Roux, G. (2015). Étude du portage digestif de parasites opportunistes chez l'enfant dénutri à Madagascar. p126.
- [39]. Garza, D. (1983). Diarrhea Caused by a Coccidian Parasite, *Cryptosporidium*. *Laboratory Medicine*. p14, 283–286 .
- [40]. Tzipori, S. (1988). Cryptosporidiosis in Perspective - *ScienceDirect*. p27, 63–129.
- [41]. Nicolas, M., Perez, J. M. & Carme, B. (2006). Diagnostic des parasitoses intestinales au CHU de la Guadeloupe : évolution de 1991 à 2003. *Santé publique*. p4.
- [42]. Ortega, Y. R., Sterling, C. R., Gilman, R. H., Cama, V. A. & Diaz, F. (1993). *Cyclospora* Species – A New Protozoan Pathogen of Humans. *New England Journal of Medicine*. p328, 1308-1312.
- [43]. Ackers, J. P. (1997). Gut *Coccidia--Isospora, Cryptosporidium, Cyclospora* and *Sarcocystis*. *Semin Gastrointest Dis*. p8, 33–44.
- [44]. CDC - DPDx - Parasites A-Z Index. <https://www.cdc.gov/dpdx/az.html>.
- [45]. Mezali, L. et al. (2019). Premières données sur la cryptosporidiose chez l'espèce *Oryctolagus cuniculus domesticus* en Algérie. p50.
- [46]. Siala, E. & Chabchoub, N. (2012). LES MICROSPORIDIOSSES INTESTINALES : EPIDEMIOLOGIE, PATHOGENIE ET DIAGNOSTIC. p5.
- [47]. Vivares, C. P., Bouix, G. & Manier, J.-F. (1977). *Ormieresia carcini* gen. n., sp. n., Microsporidie du Crabe Méditerranéen, *Carcinus mediterraneus* Czerniavsky, 1884: Cycle Évolutif et Étude Ultrastructurale. *The Journal of Protozoology*. p24, 83–94.
- [48]. Noël, C. et al. (2003) Phylogenetic analysis of *Blastocystis* isolates from different hosts based on the comparison of small-subunit rRNA gene sequences. *Molecular and Biochemical Parasitology*. p119.126.
- [49]. Lorget, M. (2011). Infection à *Blastocystis hominis* : épidémiologie, physiopathologie, contrôle. *Limoges*. p86.
- [50]. Poirier, P. (2014). Le parasite intestinal *Blastocystis* : épidémiologie et importance clinique. *MISE AU POINT* 5. p5.
- [51]. Chandramathi, S., Suresh, K., Sivanandam, S. & Kuppusamy, U. R. (2014). Stress Exacerbates Infectivity and Pathogenicity of *Blastocystis hominis*: In Vitro and In Vivo Evidences. *PLOS ONE*. p97.
- [52]. Chabaud, A. & Campana-Rouget, Y. (1956). HELMINTHES DE LA RÉGION DE BANYULS IV. FILAIRE DU FLAMANT ROSE. SYNONYMIE DES GENRES STRIA TOFILARIA LUBIMOV ET PARONCHOCERCA PETERS. p8.
- [53]. Les Hélianthiases, (2008). Institut des Sciences Médicales ALGER, place centrale de Benaknoun 2eme édition. .p32.

Références bibliographiques

- [54]. Pfaff, A.(2012). Cours de Parasitologie DCEM1, Travaux Dirigés, Institut de parasitologie et Pathologie Tropicale.
- [55]. Thivierge, K.(2014). Méthodes de laboratoire en parasitologie intestinale, cahier de stage. p34.
- [56]. RIPERT, C. (1998).Épidémiologie des maladies parasitaires,Helminthoses,Tome2.p120.
- [57]. Bourée, P., Dahane, N., Resende, P., Bisaro, F. & Ensaf, A.(2012). Les cestodes et leur diagnostic au laboratoire. Revue Francophone des Laboratoires.p63-73.
- [58]. Gentilini, M., Duflo, B., Danis, M., Lagardere, B. & Lenoble, R. (1982).Medecine tropicale.p682.
- [59]. Jacquemin, P. & Jacquemin, J. L.(1974). Abrégé de parasitologie clinique.
- [60]. Machouart, M.(2010).Les helminthes. Les nématodes ou némathelminthes, service de parasitologie-mycologie, CHU Brabois.
- [61]. Glossaire médical - DISTOMATOSE-HEPATIQUE. Vulgaris Médical <https://www.vulgaris-medical.com/encyclopedie-medicale/distomatose-hepatique/examenmedical%29>.
- [62]. Doumenge, J.-P. A.(1987). Atlas de la répartition mondiale des schistosomiasés. (Presses universitaires de Bordeaux. Talence).
- [63]. CAPRON, A.(1999). Les maladies parasitaires. Ann. Inst. Pasteur, Actual.p10.
- [64]. Kaci, R., Khelouat, T. & Kana, N.(2020). LES PARASITOSEES INTESTINALES DIAGNOSTIQUEES AU CHU NEDIR MOHAMED DE TIZI-OUZO.
- [65]. AFRIAD, Y.(2018). Epidémiologie des parasitoses intestinales chez la population de la ville d'Agadir.p114.
- [66]. Mbaye, P., Wade, B. & Klotz, F.(2003). Ascaris et ascaridiose. EM-Consulte-Maladie infectieuses .
- [67]. BONIJOL, P. & VIDAL, B.(2010).Parasitoses internes.
- [68]. Saib, M. & Dani, F.(2017).Parasitoses intestinales diagnostiquées au CHU de Tizi-Ouzou.
- [69] Caumes, J., Chevalier, B. & Klotz, F.(2002). Oxyures et oxyuroses. EM-Consulte-Maladie infectieuses,Pédiatrie .p6.
- [70]. El Guamri, Y. et al.(2011). Bilan de dix ans sur les parasitoses intestinales au Centre Hospitalier de Kénitra (Maroc). (3) .p11.
- [71]. Baixench, M. T. & Dupouy-Camet, J.(2003).*Enterobius vermicularis* agent de l'oxyurose.Encyclmédchir (Elsevier Masson SAS). EM-Consulte .
- [72]. Roussel, A.(1906). L'ankylostomiase dans le bassin houiller de Saint-Etienne.




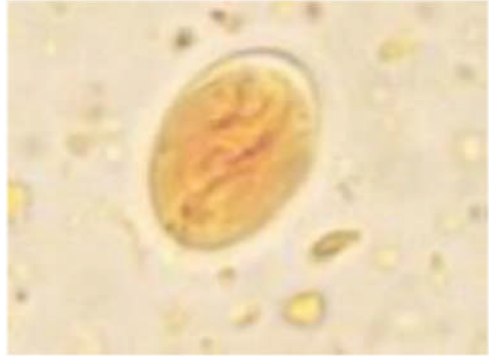
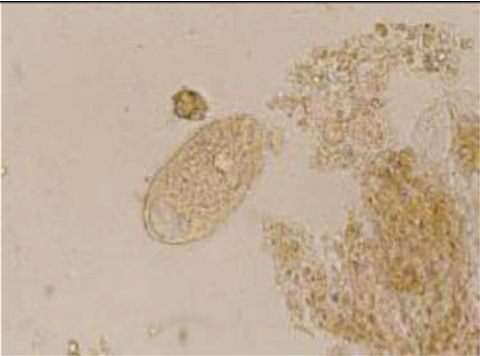

Références bibliographiques

- [73]. Casaing, S. & Magnaval, J.(2003). Anguillule et anguillulose. EM-Consulte.
- [74]. Nozais, J. P., Thellier, M., Datry, A. & Danis, M.(2001)., *Disseminated strongyloidiasis*. Presse Med.p30,813-818.
- [75]. Bocanegra, T. S., Espinoza, L. R., Bridgeford, P. H., Vasey, F. B. & Germain, B. F. (1981).,Reactive arthritis induced by parasitic infestation. Ann Intern Med.p94,207-209.
- [76]. Forzy, G., Dhondt, J. L., Leloire, O., Shayeb, J. & Vincent, G. (1988).,Reactive arthritis and Strongyloides. JAMA.p259.
- [77]. Chevalier, B. (2019)., Mes médicaments de secours,Thérapeutique pour l'iECN,2ème édition. Vernazobres-Grego.p200.
- [78]. OMS.(1988). Importance des parasitoses intestinales en santé publique. Bulletin of the World Health Organization.p66, 23-34.
- [79]. ABDOUNE, F., HADJ ALI, F. & YAHIAOU, Y.(2018) LES PARASITOSEES INTESTINALES DIAGNOSTIQUEES AU CHU NEDIR MOHAMED DE TIZI-OUZOU.
- [80]. Kasmi, H. & Saidouni, A.(2016).,Etude de la prévalence des protozooses intestinales diagnostiquées au sein du laboratoire de parasitologie-mycologie du CHU de Tlemcen.
- [81]. AFRIAD, Y.(2018) Epidémiologie des parasitoses intestinales chez la population de la ville d'Agadir.
- [82]. Genchi, M., Idzi Potters, M., Magnino, S., Montesor, A. & Kaminsky, G.(2021). Planches pour le diagnostic des parasites intestinaux.p31.
- [83]. Petithory, J.(1998).,Amibes et flagellés intestinaux, amibes oculaires leur diagnostic microscopique. Cahier de formation biologie médicale.p69.
- [84]. Kapita, B., Colebunders, R., Lusakumunu, K. & Henry, M. C. (1990).,Parasitoses opportunistes en Afrique. Clinique et diagnostic. Ann. Parasitol. Hum. Comp.p65,45-47.
- [85]. Delpy, R., Guisset, M. & Klotz, F.(2005)., Cestodoses adultes, EMC-maladies infectieuses 2. p11-32.
- [89]. Balows, A. et al. (1991). Manual of Clinical Microbiology, 5th ed. American Society for Microbiology, Washington, D.C.


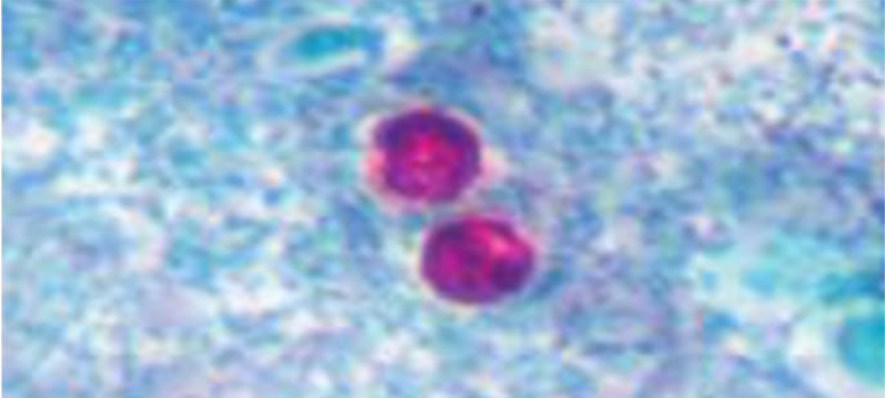

Annexes

Annexe 01 :

Tableau 14 : Figures des agents pathogènes des protozoaires [37.82].

Parasite	Forme végétative	Forme kystique
<i>Entamoeba histolytica.</i>	 <p>Figure 57 : Forme végétative d'<i>Entamoeba histolytica</i>. Objectif ×100</p>	 <p>Figure 58 : Kyste d'<i>Entamoeba histolytica</i>. Objectif ×100.</p>
<i>Giardia intestinalis.</i>	 <p>Figure 59 : Forme végétative De <i>Giardia intestinalis</i>. Objectif × 100.</p>	 <p>Figure 60: Kyste de <i>Giardia Intestinalis</i>. Objectif ×100.</p>
<i>Balantidium coli.</i>	 <p>Figure 61 : Forme végétative De <i>Balantidium coli</i>. Objectif ×200.</p>	 <p>Figure 62 : Kyste de <i>Balantidium coli</i>. Objectif ×400</p>



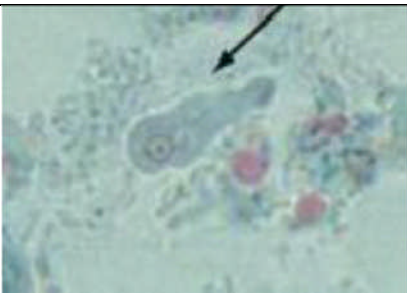

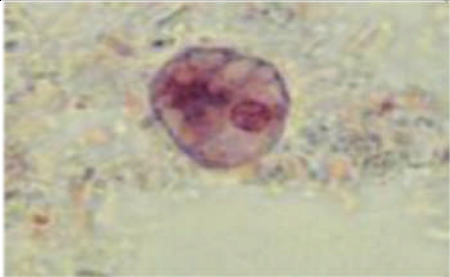



Annexes

Parasite	Spore/oocyste
<i>Isospora belli.</i>	 <p data-bbox="539 725 1236 761">Figure 63 : Oocyste d'<i>Isospora belli</i>. Objectif × 400.</p>
<i>Cryptosporidium parvum.</i>	 <p data-bbox="459 1238 1316 1274">Figure 64 : Oocyste de <i>Cryptosporidium parvum</i>. Objectif × 400.</p>
<i>Cyclospora cayetanensis.</i>	 <p data-bbox="459 1742 1316 1778">Figure 65 : Oocyste de <i>Cyclospora cayetanensis</i>. Objectif × 1000</p>

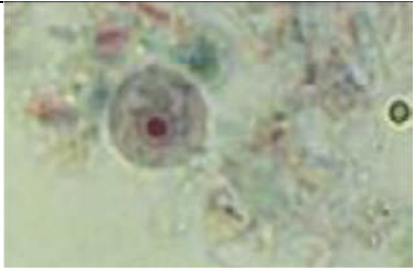



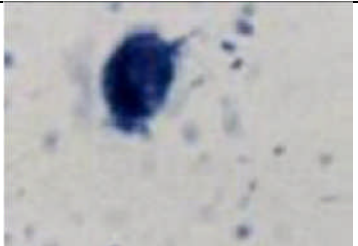

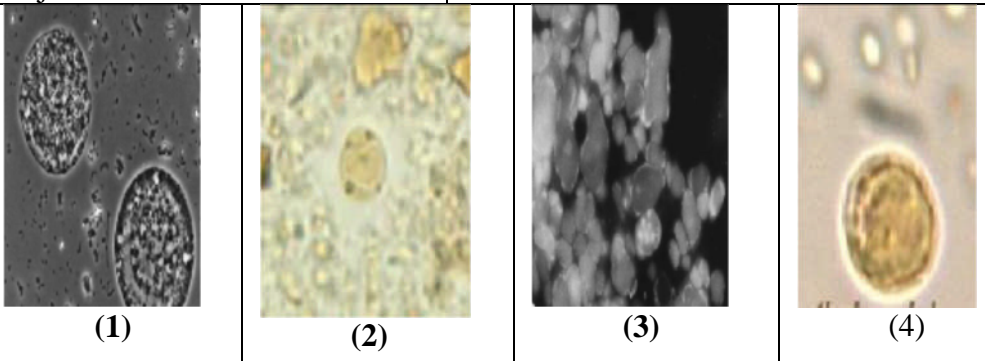
Annexes

Annexe 02

Tableau 15 : Figures des agents non pathogènes des protozoaires [83.84]

Parasite	Forme végétative	Forme kystique
<i>Entamoeba coli.</i>	 <p>Figure 67:Forme végétative d'<i>Entamoeba coli</i>. Objectif ×100.</p>	 <p>Figure 68 : Kyste d'<i>Entamoeba coli</i>. Objectif ×100.</p>
<i>Entamoeba hartmani.</i>	 <p>Figure 69 : Forme végétative d'<i>Entamoeba hartmani</i>. Objectif ×100.</p>	 <p>Figure 70 : Kyste d'<i>Entamoeba hartmani</i>. Objectif ×100.</p>
<i>Entamoeba polecki.</i>	 <p>Figure 71 : Forme végétative d'<i>Entamoeba polecki</i>. Objectif×100.</p>	 <p>Figure 72 : Kyste d'<i>Entamoeba polecki</i>. Objectif ×100.</p>
<i>Pseudolimax butschlii.</i>	 <p>Figure 73 : Forme végétative de <i>Pseudolimax butschlii</i>. Objectif ×100.</p>	 <p>Figure 74 : Kyste de <i>Pseudolimax butschlii</i>. Objectif ×100.</p>


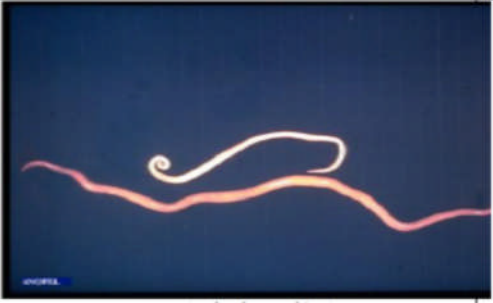



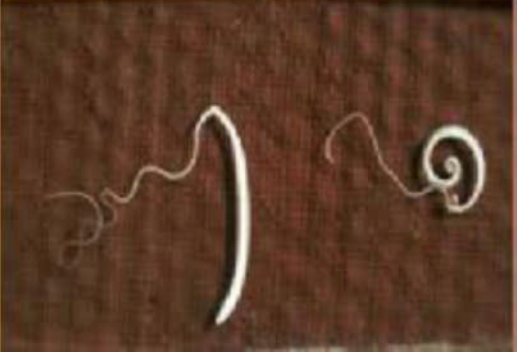
Annexes

<p><i>Endolimax nanus.</i></p>	 <p>Figure 75 : Forme végétative d'<i>Endolimax nanus</i>. Objectif × 100.</p>	 <p>Figure 76 : Kyste d'<i>Endolimax nanus</i>. Objectif ×100</p>		
<p><i>Chilomastix mesnili.</i></p>	 <p>Figure 77 : Forme végétative de <i>Chilomastix mesnili</i>. Objectif ×100.</p>	 <p>Figure 78 : Kyste de <i>Chilomastix mesnili</i>. Objectif ×100.</p>		
<p><i>Trichomonas intestinalis</i></p>	 <p>Figure 79 : Forme végétative de <i>Trichomonas intestinalis</i>. Objectif ×100.</p>	<p style="text-align: center;">Pas de forme kystique.</p>		
<p><i>Dientamoeba Fragilis.</i></p>	 <p>Figure 80 : Forme végétative d'<i>Enbadomonas intestinalis</i>. Objectif ×100.</p>	<p style="text-align: center;">Pas de forme kystique.</p>		
<p><i>Blastocystis Hominis.</i></p> <p>(1) Forme granulaire. (2) Forme vacuolaire. (3) Forme amiboide. (4) Forme kystique.</p>	 <p style="text-align: center;">Figure 81 : Les différentes formes de Blastocystis hominis.</p>			




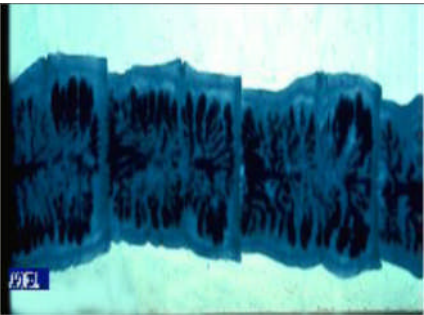



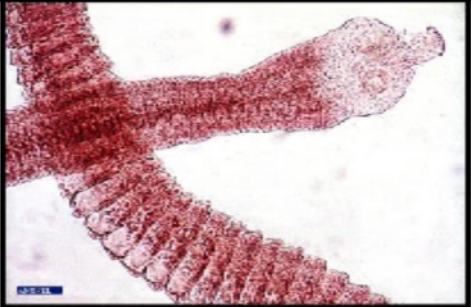
Annexes

Annexe 03



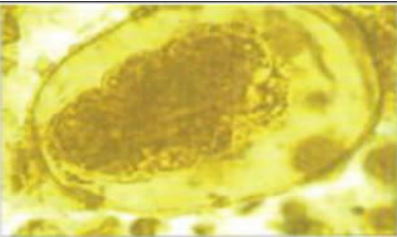



Tableau 16 : Formes adultes et œufs d'helminthes [10.44.62.67.82].

Parasite	Œufs/Larve	Adultes
<i>Ascaris lumbricoides.</i>	 <p>Figure 82 : Œufs d'<i>Ascaris lumbricoides</i>. Objectif ×40</p>	 <p>Figure 83 : Adulte d'<i>Ascaris lumbricoides</i> (male et femelle).</p>
<i>Enterobius vermicularis.</i>	 <p>Figure 84 : Œuf d'<i>Enterobius vermicularis</i>. Objectif ×40</p>	 <p>Figure 85 : Adulte d'<i>Enterobius vermicularis</i>. (Femelle)</p>
<i>Trichuris trichiura.</i>	 <p>Figure 86 : Œuf de <i>Trichuris trichiura</i>. Objectif ×40.</p>	 <p>Figure 87 : Adultes de <i>Trichuris trichiura</i>. (male et femelle).</p>

Annexes

<p><i>Tænia saginata.</i></p>	 <p>Figure88 : Œuf de <i>Tænia</i>. Sp. Objectif ×40</p>	 <p>Figure 89: Adulte de <i>Tænia saginata</i>.</p>
<p><i>Tænia solium.</i></p>	 <p>Figure90 : Œuf de <i>Tænia</i>. Sp Objectif ×40.</p>	 <p>Figure 91 : Adulte de <i>Tænia solium</i>.</p>
<p><i>Diphyllobothrium latum.</i></p>	 <p>Figure 92 : Œuf de <i>Diphyllobothrium latum</i>. Objectif × 40.</p>	 <p>Figure93 : Adulte de <i>Diphyllobothrium latum</i>.</p>
<p><i>Hymenolepis nana.</i></p>	 <p>Figure 94 : Œuf d'<i>Hymenolepis nana</i>. Objectif ×40.</p>	 <p>Figure95 : Adulte d'<i>Hymenolepis nana</i>.</p>

Annexes

<p><i>Ankylostoma duodenalis.</i></p>	 <p>Figure 96 : Œuf d'<i>Ankylostoma duodenalis</i> Objectif ×40.</p>	 <p>Figure 97 : Adultes d'<i>Ankylostoma duodenalis</i>. (male et femelle).</p>
<p><i>Strongyloides Stercoralis</i></p>	 <p>Figure98:Œuf du <i>Strongyloïdes stercoralis</i>. Objectif×40.</p>  <p>Figure100 : Femelle de parthénogénétique <i>Strongyloïdes stercoralis</i>.</p>	 <p>Figure 99 : Larve rhabditoïdes du <i>Strongyloïdes stercoralis</i>.</p>  <p>Figure 101 : Femelle de parthénogénétique <i>Strongyloïdes stercoralis</i>.</p>

Annexes

Annexe 03



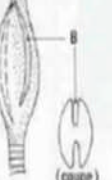




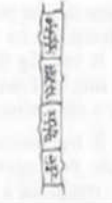

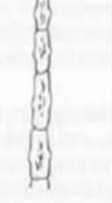








Tableau17 : techniques utilisées aux laboratoires de parasitologie [89].

Méthodes	Réactifs
Technique de Willis	<p>C'est une technique physique basée sur la flottaison : utilisation d'un réactif dont la densité est supérieure à celle de la matière fécale.</p> <ul style="list-style-type: none"> • <u>Réactifs</u> solution de NaCl à 25%
Coloration de Kinyoun⁸⁹	<p>Coloration spécifique utilisée pour différencier les oocystes de <i>Cryptosporidium</i>, <i>Isospora belli</i>, <i>Cyclospora cayetanensis</i> et également les levures présentes dans les selles. Pour augmenter la sensibilité du dépistage, elle peut être effectuée sur le culot de lavage de la technique de sédimentation et sur le culot de concentration.</p> <p><u>Résultats :</u></p> <ul style="list-style-type: none"> -Oocystes de <i>Cryptosporidium</i> (acido-résistants) : rose ou rouge brillant -Matériel fécal et levures : bleu ou pourpre.
Technique de Kato Katz	<p>C'est une technique d'éclaircissement des selles qui permet la mise en évidence des œufs d'Helminthes et des larves d'anguillules dans une quantité relativement importante de selles mais elle est sans valeur pour les Protozoaires.</p> <ul style="list-style-type: none"> • <u>Réactif</u> <p>Des rectangles de cellophanes fournies par l'OMS de 2x 3cm sont imprégnés par un séjour d'au moins 24 heures dans la solution éclaircissante pendant au moins 24 heures (dans notre étude on a utilisé du scotch écolier).</p> <ul style="list-style-type: none"> • <u>Solutions :</u> <ul style="list-style-type: none"> -Glycérine pure 100 ml. -Eau distillée..... 100 ml -Solution aqueuse de vert de malachite à 3%..... 1 ml

Annexes

Annexe 04

Caractères morphologiques des différents cestodes de l'homme [85].

Nom	<i>Taenia saginata</i>	<i>Taenia solium</i>	<i>Diphyllobothrium latum</i>	<i>Dipylidium caninum</i>	<i>Hymenolepis nana</i>	<i>Hymenolepis diminuta</i>
Répartition géographique	Cosmopolite	Cosmopolite	Europe du Nord	Cosmopolite	Afrique du Nord	Italie Amérique du Sud
Longueur	6-8 m	6-8 m	2-10 m	0,15-0,40 m	0,10-0,25 m	0,30-0,70 m
Scolex V : ventouse R : rostre B : bothride						
Anneaux P : pore génital U : utérus						
Œuf C : crochet F : filament						
Taille	50 µm	40 µm	80 x 50 µm	40 µm	50 x 60 µm	70 µm
Forme	Ovale	± Arrondie	Ovale	Arrondie	Arrondie	Arrondie
Couleur	Marron	Marron	Jaune clair	Jaune clair	Incolore	Incolore
Coque interne	Epaisse (4-5 µm) striée	Epaisse (5-6 µm) striée	Mince operculée	Lisse	Fine, avec deux mamelons	Lisse, mamelon inconstant
Contenu	Embryon hexacanthé	Embryon hexacanthé	Cellules vitellines	Embryon hexacanthé	Embryon hexacanthé	Embryon hexacanthé
Délai d'apparition dans les selles	3 mois	3 mois	45 jours	20 jours	20 jours	15 jours

Annexe 05

REPUBLIQUE ALGERIENNE DEMOCRATIQUE ET POPULAIRE
Centre Hospitalo-universitaire Nadir Mohamed de TIZI OZOU

Service

Fiche de renseignements
(Parasites intestinaux)

N° :

RENSEIGNEMENTS

Nom : Prénom : Age : Profession :

Sexe : H F

Cliniques

Diarrhées Fièvre Constipation Douleurs abdominales Ténésme

Vomissements Ballonnement Anorexies Hyperéosinophilie Prurit anal

Autres :

Depuis :

Traitements

Antibiotiques

Anti parasitaire

Partie réservée au laboratoire

Résultat

Aspect macroscopique :

1. Examen directe  Etat frais :

Coloration instantanée :

2. Technique de concentration : Ritchie :

3. Technique de coloration permanente : Giemsa :

Ziehl nelsen modifié :

Résumé

Une étude coprologique descriptive transversale menée du début d'avril jusqu'à la fin juillet 2021, qui a intéressé 161 sujets incluant des enfants et des adultes adressés au service de parasitologie -mycologie du CHU Tizi-Ouzou, afin de rechercher les parasites intestinaux de les identifier et d'estimer le taux de parasitisme.

Nous avons relevé 56 examens parasitologique positifs, soit une prévalence de 34.78 %, Selon les groupes d'âges, les enfants parasités représentent 52,9% et les adultes 32,6%.

Les techniques utilisées dans le diagnostic des parasitoses intestinales ont permis d'identifier diverses espèces de protozoaires (96%) et helminthes (4%), La prévalence des protozoaires retrouvés par ordre décroissant se présente comme suit : *Blastocystis hominis* (50%) *Endolimax nanus* (17,86%) *Entamoeba coli* (14,29%) *Entamoeba histolytica* et *Giardia intestinalis* ont la même prévalence (5,36%) ; et *Pseudolimax butschlii* et *Entamoeba hartmanni* figurent dans (2.47 %) des cas. Quant aux helminthes, *Enterobius vermicularis* est la seule espèce rencontrée avec un pourcentage de (3,57 %). Ces espèces sont retrouvées en monoparasitisme dans (83,83%) des cas et en polyparasitisme dans (16,07%). Ces chiffres nous démontrent la nécessité du développement des mesures d'hygiène préventives.

Mots clés : Parasitoses intestinales ; Protozoaire ; Helminthes ; Prévalence ; Hygiène

Summary

A descriptive transversal coprological study carried out from the beginning of April until the end of July 2021, which involved 161 subjects including children and adults, referred to the parasitology-mycology of the university hospital center (CHU) of Tizi-Ouzou, to apply for the intestinal parasites to identify them and estimate the rate of parasitism.

We noted 56 positive parasitological examinations either a prevalence of 34.78%, according to the age groups, parasitized children represent 52.9% while adults are 32.6%.

The techniques used in the diagnosis of the intestinal parasitosis made it possible to identify various species of protozoa (96%) and helminthes (4%), the prevalence of protozoa found in decreasing order is as follows: *Blastocystis hominis* (50%) *Endolimax nanus* (17, 86%), *Entamoeba coli* (14, 29%) *Entamoeba histolytica* and *Giardia intestinalis* have the same prevalence (5.36%), *Pseudolimax butschlii* and *Entamoeba hartmanni* figures in (2.47%) of cases, while helminthes, *Enterobius vermicularis* is the only species encountered with a percentage of (3.57%). These species are found in (83.83%) of monoparasitisme cases whereas polyparasitisme are found in (16.07) cases. These figures show us the need for the development of preventive hygiene measures.

Key words: Intestinal parasitosis; Protozoa; Helminthes; Prevalence; Hygiene