



الجمهورية الجزائرية الديمقراطية الشعبية

République Algérienne Démocratique et Populaire

MINISTRE DE L'ENSEIGNEMENT SUPERIEUR ET DE LA RECHERCHE
SCIENTIFIQUE



UNIVERSITE ABOU BEKR BELKAÏD

FACULTE DE MEDECINE

DR. B. BENZERDJEB – TLEMCEM

DEPARTEMENT DE PHARMACIE

MEMOIRE DE FIN D'ETUDE POUR L'OBTENTION DU DIPLOME DE

DOCTEUR EN PHARMACIE

THÈME :

LA FREQUENCE DES PROTOZOOSSES DIGESTIVES CHEZ L'ENFANT SCOLARISE A TLEMCEM
(d'Octobre 2019 au Mars 2020)

Présenté par :

Melle BEKKADOUR BAKHTA

Melle ELKHIRI NAIMA

Soutenu le

15/10/2020

Le Jury

Présidente :

Dr. S. GUENDOZ Maitre-assistante en Pharmacie galénique.

Membres :

Dr. A. HELALI Maitre-assistante en Pharmacognosie.

Dr. M. BENMANSOUR Maitre-assistant en Parasitologie-Mycologie Médicales CHUT.

Encadrante :

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

Co-encadrante :

Dr. N. CHAABNI Professeur en épidémiologie.

بِسْمِ اللَّهِ الرَّحْمَنِ الرَّحِيمِ

رَبِّ اشْرَحْ لِي صَدْرِي
وَيَسِّرْ لِي أَمْرِي
وَاحْلُلْ عُقْدَةً مِنْ لِسَانِي
يَفْقَهُوا قَوْلِي



Remerciements

Je tiens à remercier toutes les personnes qui ont contribué au succès de mon stage et qui m'ont aidée lors de la rédaction de ce mémoire.

***A notre directrice de mémoire Docteur S. BENMEDDAH :
Maître assistante en parasitologie-mycologie médicales, CHU de
Tlemcen.***

*Vous nous avez fait un grand honneur en acceptant de nous confier ce travail. Nous sommes très touchés par votre disponibilité, votre patience et surtout vos judicieux conseils, qui ont contribué à alimenter notre réflexion. Vos qualités professionnelles et humaines nous servent d'exemple.
Veuillez trouver ici l'expression de notre profonde gratitude.*

***A notre Co-encadrante de mémoire professeur N. CHAABNI :
Professeur en épidémiologie, CHU de Tlemcen.***

Nous vous remercions pour le temps que vous avez consacré à nous apporter les outils méthodologiques indispensables à la conduite de cette recherche. Veuillez trouver ici, l'expression de notre profond respect.

***A notre présidente de jury Docteur S. GUENDOZ :
Maître-assistant en pharmacie galénique.***

Nous vous remercions de l'honneur que vous nous avez fait en acceptant de présider notre jury. Nous vous remercions de votre enseignement et nous vous sommes très reconnaissant de bien vouloir porter intérêt à ce travail. Veuillez trouver ici Docteur, l'expression de nos sincères remerciements.

***Aux docteurs A. HELALI et M. BENMANSOUR :
Maître-assistant(e)s, CHU de Tlemcen.***

Vous nous avez fait l'honneur de faire partie de notre jury. Nous avons pu apprécier l'étendue de vos connaissances et vos grandes qualités humaines. Nous vous prions, d'accepter nos vifs remerciements et notre profonde gratitude.

***A docteurs D. Benyahia et S. Chaïf, aux résidentes N. Boukli Hacène,
M. Arrar et au personnel du service de parasitologie du CHU de
Tlemcen :***

Pour votre aide, vos réponses et l'intérêt que vous avez porté à cette étude. Sincères remerciements.

Aux professeurs du département de Pharmacie :

On vous remercie pour vos paroles, vos écrits, vos conseils et vos critiques qui ont contribué à la réussite de nos études universitaires et notre formation.

Dédicaces

La réalisation de ce mémoire a été possible grâce au concours de plusieurs personnes à qui je voudrais témoigner toute ma gratitude.

A mes très chers parents.

Ce travail représente le si peu avec lequel je pourrai vous remercier. Aucun mot, aucune dédicace ne serait exprimer à sa juste valeur ma profonde gratitude et ma sincère reconnaissance envers les deux personnes les plus chères à mon cœur. Que Dieu vous garde et vous accorde longue vie pleine de santé, bonheur et prospérité, afin que je puisse à mon tour vous combler. Je vous aime.

A mes très chères sœurs adorées Sarah et Ilham et mon très cher frère Walid.

En témoignage des profonds liens fraternels qui nous unissent, je vous dédie ce travail. Vous m'avez soutenu et vous m'avez supporté tout au long de mon parcours. Tes encouragements et conseils m'ont été d'un grand secours.

Ces quelques lignes ne sauront exprimer toute l'affection et l'amour que je vous porte. Puisse DIEU vous procurer santé, bonheur, réussite et prospérité que vous méritez.

A toute ma famille.

Je vous dédie ce travail en témoignage du soutien que vous m'aviez accordé et en reconnaissance des encouragements durant toutes ces années. Veuillez trouver dans ce travail l'expression de mon respect le plus profond et mon affection la plus sincère.

A ma deuxième famille : Mouna, Fati, Bakhta, Sabrina, Bouchra, Fadía, Chaïma, Lamia, Mazola, Fatima et Houyam.

Vous avez été pour moi plus que des amies ! Je ne saurais trouver une expression témoignant de ma reconnaissance et des sentiments de fraternité que je vous porte. Vous m'avez toujours offert soutien et réconfort, j'exprime envers vous une profonde admiration et attachement inconditionnels. Je vous dédie ce travail en témoignage de notre amitié que j'espère durera toute la vie.

A mes chères amies et collègues amimiens.

Je vous remercie pour votre soutien tout le long de ces années de travail et pour les moments passés de joie ou de tristesse, à tous nos souvenirs, toujours on a été épaulés l'un a l'autre.

Assma, Iman, Fatiha, Houda, Hiba, Insaf, Kouki, Rafika et tous les étudiants de la pharmacie et surtout ma promotion 2014/2015, notre délégué Achour Abk et la librairie Adil.

Dédicaces

A mes très chers parents :

Aucun mot ne saurait exprimer ma profonde gratitude et ma sincère reconnaissance envers les deux personnes les plus chères à mon cœur, Je vous dois ce que je suis. Vos prières et vos sacrifices m'ont comblé tout au long de mon existence. Que ce travail soit au niveau de vos attentes, présente pour vous l'estime et le respect que je voue, et qu'il soit le témoignage de la fierté et l'estime que je ressens. Puisse dieu tout puissant vous procurer santé, bonheur et prospérité.

A ma chère grand-mère maternelle et ma tante :

Que ce modeste travail, soit l'expression des vœux que vous n'avez cessé de formuler dans vos prières. Merci pour vos soutiens que vous m'aviez accordés et en reconnaissance des encouragements durant toutes ces années, Que Dieu vous préserve santé et longue vie.

A mon adorable binôme Bicha :

Avec qui j'ai passé de bonnes années d'études et qui a enduré avec moi toutes les difficultés de ce travail ainsi qu'à toute sa famille, Je te souhaite un avenir plein de joie, de bonheur, de réussite et de sérénité. J'espère que notre amitié durera toute la vie.

À mes très cher frères et sœurs, cousins et cousines :

Soumia, Sabrina, Khalifa, Yasser, tata fatma, tata Fouzia, Hafida, khalo laid, En témoignage des profonds liens fraternels qui nous unissent, je vous dédie ce travail. Tes encouragements et conseils m'ont été d'un grand secours. Ces quelques lignes ne sauront exprimer toute l'affection et l'amour que je vous porte. Puisse DIEU vous procurer santé, bonheur, réussite et prospérité que vous méritez, je vous aime.

A mes chères amies :

Bouchra, Sabrina, Mazola, Fadia, Chaima, Lamia, Akef Fatima, Houyam et son bb, Farouha, Asma, Fatima Boukhlef, Imene, Fatiha, Imene lak, Imoune, Hiba, Insaf, Koukita, Hmida, Ferial, Tema, Salima, roma, chaima, Nous avons passé des moments inoubliables de joie ou de tristesse qui resteront gravés dans ma mémoire à jamais, toujours on a été épaules l'un a l'autre. Je vous remercie pour votre soutien et votre écoute tout le long de ces années de travail.

A la mémoire de tata Houria :

Aucun mot ne pourra exprimer ma grande tristesse en ton absence... Ton visage gai et souriant... Ta tendresse infinie... Et ton amour incomparable... Resteront à jamais gravés dans mon cœur Je vous dédie mon travail, Que ton âme repose en paix.

BEKADDOUR BAKHTA

TABLE DES MATIERE

LISTE DES TABLEAUX :	iv
LISTE DES FIGURES :	v
LISTE DES ABREVIATIONS :	ix
INTRODUCTION :	1
PARTIE THEORIQUE	2
1 DEFINITION DES PROTOZOAIRES INTESTINAUX :	3
2 EPIDEMIOLOGIE :	3
2.1 EPIDEMIOLOGIE ANALYTIQUE :	3
2.1.1 Classification des protozoaires intestinaux :	3
2.1.2 Morphologie des protozoaires intestinaux :	4
2.1.2.1 Morphologie des amibes :	4
2.1.2.2 Morphologie des flagellés :	7
2.1.2.3 Morphologie des ciliés :	9
2.1.2.4 Morphologie des sporozoaires :	10
2.1.2.5 Morphologie de Blastocystes :	11
2.1.3 Cycle évolutif des protozoaires intestinaux :	11
2.1.3.1 Cycle évolutif d' <i>Entamoeba histolytica</i> :	11
2.1.3.2 Cycle évolutif de <i>Giardia intestinalis</i> :	12
2.1.3.3 Cycle évolutif de <i>Balantidium coli</i> :	13
2.1.3.4 Cycle évolutif des sporozoaires :	13
2.1.3.5 Cycle évolutif de <i>Blastocystis hominis</i> :	13
2.1.4 Mode de contamination des protozoaires intestinaux :	15
2.2 EPIDEMIOLOGIE SYNTHETIQUE :	15
2.2.1 Distribution géographique des protozoaires intestinaux :	15
3 ASPECT CLINIQUE ET COMPLICATIONS :	16
4 DIAGNOSTIC :	18
4.1 DIAGNOSTIC D'ORIENTATION :	18
4.1.1 Critères épidémiologiques :	18
4.1.2 Critères cliniques :	18
4.1.3 Critères biologiques :	18

TABLE DES MATIERE

4.2	DIAGNOSTIC PARASITOLOGIQUE :.....	18
4.2.1	Préparation du malade :.....	18
4.2.2	Conditions du prélèvement :.....	18
4.2.3	Examen parasitologique des selles proprement dit :.....	19
4.2.3.1	Examen macroscopique :.....	19
4.2.3.2	Examen microscopique :.....	19
4.3	AUTRES TECHNIQUES DIRECTES :.....	25
4.3.1	Détection d'antigènes :.....	25
4.3.2	Biologie moléculaire :.....	26
4.3.3	Coproculture :.....	26
5	TRAITEMENT ET PROPHYLAXIE :.....	27
5.1	TRAITEMENT :.....	27
5.1.1	Antiprotozoaires intestinaux :.....	27
5.1.2	Traitement chirurgical :.....	28
5.2	PROPHYLAXIE :.....	28
5.2.1	Mesures individuelles :.....	28
5.2.2	Mesures collectives :.....	28
	PARTIE PRATIQUE.....	3
1	OBJECTIFS DU TRAVAIL :.....	30
1.1	OBJECTIF PRINCIPALE :.....	30
1.2	OBJECTIFS SECONDAIRES :.....	30
2	CADRE D'ETUDE :.....	30
2.1.1	Type d'étude :.....	30
2.1.2	Population de l'étude :.....	30
2.1.3	Lieux et période de l'étude :.....	30
2.1.4	Modalités de recueil des données :.....	31
2.1.4.1	Fiche d'enquête ou de renseignements :.....	31
2.1.4.2	Variable de l'étude :.....	31
2.1.4.3	Critères de jugements :.....	32
2.1.5	Traitement statistique des données :.....	32
2.1.6	Aspect éthique :.....	32

TABLE DES MATIERE

3	MATERIEL :	32
3.1.1	Matériel et réactifs du laboratoire :	32
3.1.1.1	Matériel :	32
3.1.1.2	Réactifs :	35
4	DIAGNOSTIC PARASITOLOGIQUE :	37
4.1.1	Examen parasitologique des selles :	37
4.1.1.1	Examen macroscopique :	38
4.1.1.2	Examen microscopique :	38
5	RESULTATS ET INTERPRETATIONS :	48
5.1	CARACTERISTIQUES DE LA POPULATION ETUDIEE :	48
5.1.1	Caractéristiques démographiques :	48
5.1.2	Caractéristiques cliniques :	53
5.1.3	Fréquence des protozooses intestinales :	55
5.1.3.1	Variation de la fréquence globale des protozooses intestinales :	57
5.1.3.2	Evaluation des protozooses intestinales en fonction des symptômes cliniques :	72
	DISCUSSION :	76
	CONCLUSION :	80
	ANNEXES :	81
	BIBLIOGRAPHIES :	87
	RESUME	93

LISTE DES TABLEAUX

TABLEAU I : Morphologie des amibes.....	4
TABLEAU II : Les différentes formes des amibes	6
TABLEAU III : Morphologie des flagellés	7
TABLEAU IV : Les différentes formes des flagellés	8
TABLEAU V : Morphologie des ciliés	9
TABLEAU VI : Les différentes formes des ciliés	9
TABLEAU VII : Morphologie des sporozoaires	10
TABLEAU VIII : Les différentes formes des sporozoaires	10
TABLEAU IX : Morphologie de blastocystes	11
TABLEAU X : Les différentes formes de blastocystes	11
TABLEAU XI : Les différents cycles évolutifs des protozoaires intestinaux.....	14
TABLEAU XII : Aspect clinique et complications possibles au cours des protozooses intestinales.....	16
TABLEAU XIII : Tableau récapitulatif des méthodes physiques par flottation	24
TABLEAU XIV : Tableau récapitulatif des méthodes physicochimiques ou diphasiques	25
TABLEAU XV : Traitements de première intention des protozooses digestives de l'enfant	27
TABLEAU XVI : Répartition du niveau scolaire selon le sexe	50
TABLEAU XVII : Fréquence des protozooses intestinales selon le sexe	57
TABLEAU XVIII : Fréquence de différentes associations parasitaires.	69
TABLEAU XIX : Composition des réactifs	81
TABLEAU XX : Fiche de renseignements	84
TABLEAU XXI : Fiche de résultats	85
TABLEAU XXII : Autorisation d'accès aux écoles primaires	86

LISTE DES FIGURES

FIGURE 1 : Classification zoologique des protozoaires intestinaux.....	3
FIGURE 2 : F.V d' <i>E. h /E. dispar / E. moshkovskii</i>	6
FIGURE 3 : F. V d' <i>E. coli</i>	6
FIGURE 4 : Kyste d' <i>E. h /E. dispar /E. moshkovskii</i>	6
FIGURE 5 : Kyste d' <i>E. coli</i>	6
FIGURE 6 : F.V d' <i>E. hartmanni</i>	6
FIGURE 7 : F.V d' <i>E. polecki</i>	6
FIGURE 8 : Kyste d' <i>E. hartmanni</i>	6
FIGURE 9 : Kyste d' <i>E. polecki</i>	6
FIGURE 10 : F.V d' <i>Endolimax nanus</i>	6
FIGURE 11 : F.V de <i>Pseudolimax butschlii</i>	6
FIGURE 12 : Kyste d' <i>Endolimax nanus</i>	6
FIGURE 13 : Kyste de <i>Pseudolimax butschlii</i>	6
FIGURE 14 : F.V de <i>Trichomonas intestinalis</i>	8
FIGURE 15 : F.V de <i>Giardia intestinalis</i>	8
FIGURE 16 : Kyste de <i>Giardia intestinalis</i>	8
FIGURE 17 : Kyste de <i>Chilomastix mesnili</i>	8
FIGURE 18 : F.V de <i>Chilomastix mesnili</i>	8
FIGURE 19 : F.V d' <i>Enteromonas hominis</i>	8
FIGURE 20 : Kyste d' <i>Enteromonas hominis</i>	8
FIGURE 21 : Kyste de <i>Rotartomonas intestinalis</i>	8
FIGURE 22 : F.V de <i>Rotartomonas intestinalis</i>	9
FIGURE 23 : Forme binuclée d'un <i>D. fragilis</i>	9
FIGURE 24 : F.V de <i>Balantidium coli</i>	9
FIGURE 25 : Kyste de <i>Balantidium coli</i>	9
FIGURE 26 : Oocystes sporulés de <i>Cystoisospora belli</i>	10

LISTE DES FIGURES

FIGURE 27 : Sporocystes de <i>Sarcocystis hominis</i>	10
FIGURE 28 : Oocystes de <i>Cryptosporidium sp.</i>	10
FIGURE 29 : Oocyste de <i>Cyclospora cayetanensis</i>	10
FIGURE 30 : Forme vacuolaire de <i>Blastocystis hominis</i>	11
FIGURE 31 : Formes granulaires de <i>Blastocystis hominis</i>	11
FIGURE 32 : Cycle évolutif d' <i>Entamoeba histolytica</i>	14
FIGURE 33 : Cycle évolutif de <i>Giardia intestinalis</i>	14
FIGURE 34 : Cycle évolutif de <i>Balantidium coli</i>	14
FIGURE 35 : Cycle évolutif de <i>Cryptosporidium sp</i>	14
FIGURE 36 : Cycle évolutif de <i>Blastocystis hominis</i>	15
FIGURE 37 : Le matériel utilisé dans le laboratoire pour le diagnostic des protozooses intestinales.....	34
FIGURE 38 : Réactifs utilisés dans le laboratoire.	36
FIGURE 39 : Lecture des lames en zig zag.....	39
FIGURE 40 : Les étapes de l'examen parasitologique des selles a l'état frais	40
FIGURE 41 : Le protocole opératoire de la coloration au lugol	42
FIGURE 42 : Le protocole opératoire de la coloration au MIF.....	43
FIGURE 43 : Le protocole opératoire de la technique de Ritchie.....	45
FIGURE 44 : Résultat de la technique de Ritchie.	46
FIGURE 45 : Répartition de la population étudiée selon le sexe	48
FIGURE 46 : Répartition de la population d'étude par tranche d'âge.....	49
FIGURE 47 : Répartition de la population étudiée en fonction de la situation socio-économique	51
FIGURE 48 : La source d'eau de la population étudiée.....	52
FIGURE 49 : Type d'alimentation des enfants scolarisés.....	52
FIGURE 50 : Fréquence de la présence ou non de symptômes cliniques chez les écoliers....	53
FIGURE 51 : Répartition des enfants selon les symptômes cliniques.....	54

LISTE DES FIGURES

FIGURE 52 : Fréquence globale des protozooses intestinales chez les enfants examinés.	55
FIGURE 53 : Fréquence des protozooses intestinales selon l'examen direct.	55
FIGURE 54 : Fréquence de l'EPS selon l'emploi ou non de l'examen de Ritchie.	56
FIGURE 55 : Fréquence des protozooses intestinales selon la technique de Ritchie.	57
FIGURE 56 : Répartition des cas positifs selon les tranches d'âge.....	58
FIGURE 57 : Répartition des enfants infestés selon le statut immunitaire.....	58
FIGURE 58 : Répartition des cas positifs selon les symptômes cliniques.....	59
FIGURE 59 : Répartition des enfants infestés selon la maladie associée.	60
FIGURE 60 : Répartition des cas positifs selon l'aspect des selles.....	61
FIGURE 61 : Répartition des espèces parasitaires isolées par l'EPS	61
FIGURE 62 : Kyste d' <i>Entamoeba histolytica</i> à l'examen direct à l'état frais	62
FIGURE 63 : Association du kyste d' <i>Entamoeba histolytica</i> et <i>Giardia intestinalis</i> à l'état frais	62
FIGURE 64 : Kyste d' <i>Entamoeba coli</i> à l'examen direct a l'état frais	63
FIGURE 65 : Kyste d' <i>Endolimax nanus</i> à l'examen direct a l'état frais	63
FIGURE 66 : Kyste de <i>Giardia intestinalis</i> à l'examen direct à l'état frais	64
FIGURE 67 : Kyste de <i>Giardia intestinalis</i> coloré au Lugol	64
FIGURE 68 : F.V et kystique de <i>Giardia intestinalis</i> conservée au MIF	65
FIGURE 69 : Forme vacuolaire de <i>Blastocystis hominis</i> à l'examen direct à l'état frais	65
FIGURE 70 : Forme vacuolaire de <i>Blastocystis hominis</i> coloré au Lugol	66
FIGURE 71 : Cristaux de Charcot-Leyden à l'examen direct à l'état frais	66
FIGURE 72 : Répartition des espèces parasitaires isolées par l'examen direct	67
FIGURE 73 : Répartition des espèces parasitaires isolées par la technique de Ritchie.....	68
FIGURE 74 : Proportion du mono et polyparasitisme	68
FIGURE 75 : Répartition des parasites isolés selon la pathogénie.....	70
FIGURE 76 : Fréquence d'autres parasites chez les enfants examinés.	71

LISTE DES FIGURES

FIGURE 77 : Evaluation de l'amoebose en fonction de la présence ou non de la douleur abdominale.	72
FIGURE 78 : Evaluation de la giardiose en fonction de la présence ou non de la douleur abdominale	73
FIGURE 79 : Evaluation de la giardiose en fonction de la présence ou non de la diarrhée. ..	74
FIGURE 80 : Evaluation de la giardiose en fonction de la présence ou non du retard staturo-pondéral.	75

LISTE DES ABREVIATIONS

CHUT : Centre Hospitalo-Universitaire Tlemcen.

D : densité.

E. dispar : *Entamoeba dispar*.

E. h. : *Entamoeba histolytica*.

E. hartmanni : *Entamoeba hartmanni*.

E. moshkovskii : *Entamoeba moshkovskii*.

E. polecki : *Entamoeba polecki*.

ELISA : Enzyme-Linked Immunosorbent Assay.

EPS : examen parasitologique des selles.

F.V : Forme Végétative.

G : Grossissement.

IFD : Immunofluorescence Directe.

J : Jour.

Kg : kilogramme.

Mg : milligramme.

MIF : Merthiolate Iode Formol.

ml : millilitre.

Obj : Objectif.

OMS : Organisation Mondiale de la Santé.

PCR : Polymerase Chain Reaction.

Q. S. P. : Quantité suffisante pour.

Sp : espèce.

TDR : Tests Diagnostiques Rapides.

LISTE DES ABREVIATIONS

UV : Ultra-Violet.



INTRODUCTION GENERALE

Les parasitoses intestinales sont des pathologies importantes et constituent dans certaines situations, un véritable problème de santé publique **(1)**.

Leur problème inégalement ressenti dans le monde, demeure très préoccupant dans les pays du tiers monde. Cela est certainement lié au péril fécal, aux conditions climatiques favorables, à l'absence de mesures générales d'assainissement, à la mauvaise utilisation d'excrétas humains à des fins d'engrais (ce qui favorise la dissémination des parasites et la contamination alimentaire) et enfin au manque d'hygiène individuelle **(2)**.

À travers le monde, de nombreuses études sur les parasitoses intestinales indiquent des prévalences élevées classant ainsi les protozooses comme problème de santé. Ces dernières occupent une place prépondérante car elles sont à l'origine de diarrhées, de colites et d'atteintes hépatiques. L'amébose intestinale par exemple, occupe derrière le paludisme et la schistosomose le troisième rang des maladies parasitaires les plus meurtrières au monde **(3, 4)**.

L'Organisation mondiale de la santé (OMS) a signalé qu'*Entamoeba histolytica* affecte environ 500 millions de personnes dans le monde, entraînant des maladies symptomatiques chez 50 millions et une mortalité chez 100000 personnes. Environ 80 à 90% des infections sont asymptomatiques et sont probablement dues aux espèces non pathogènes *E. dispar* ou *E. moshkovskii* **(5)**.

Les infections parasitaires du tractus gastro-intestinal ont un impact important sur la santé des enfants dans le monde entier, avec une morbidité et une mortalité accrues, en particulier dans les pays en développement et dans le contexte de la suppression immunitaire. Même si la symptomatologie passe souvent inaperçue, ces parasitoses viennent aggraver le problème de la malnutrition et de l'anémie qui retardent la croissance et rendent l'enfant vulnérable à d'autres maladies et influencent le rendement scolaire **(6-8)**.

En Algérie, il y avait une étude épidémiologique des parasitoses intestinales humaines, faite à Oran par Benouis en 2013 et qui a révélé un taux de 28,84% chez les enfants. La wilaya de Tlemcen compte aussi parmi les régions touchées par ces parasitoses. Néanmoins, les données épidémiologiques récentes sur ces maladies sont mal élucidées au niveau de cette région, la raison pour laquelle, nous avons jugé utile d'estimer la fréquence des protozooses intestinales chez les enfants d'âge scolaire diagnostiquées au sein du laboratoire de parasitologie-mycologie médicales du CHU de Tlemcen tout en évaluant le profil épidémiologique et en étudiant les facteurs de risque de ces parasitoses ainsi de dépister les porteurs sains **(9)**.



PARTIE THEORIQUE

1 Définition des protozoaires intestinaux :

Les protozoaires sont des êtres unicellulaires dépourvus de chlorophylle. Ils se multiplient par mitose et/ou par reproduction sexuée.

La protozoose intestinale est la présence dans la lumière du tube digestif humain de protozoaires responsables ou non de manifestations pathologiques : *Entamoeba*, *Giardia* et *Blastocystis* sont les agents pathogènes les plus courants (7) (10).

2 Epidémiologie :

2.1 Epidémiologie analytique :

2.1.1 Classification des protozoaires intestinaux (Figure 1) :

Les protozoaires se divisent en 3 embranchements :

- Embranchement de Sarcomastigophora comprenant :
 - Sous-embranchement Mastigophora :
 - ✚ La super classe des Rhizopoda (rhizopodes).
 - ✚ La classe des Zoomastigophorea (flagellés)
 - Sous-embranchement Blastocystina (blastocystes).
- Embranchement des Apicomplexa (sporozoaires).
- Embranchement Ciliophora (ciliés) (11, 12).

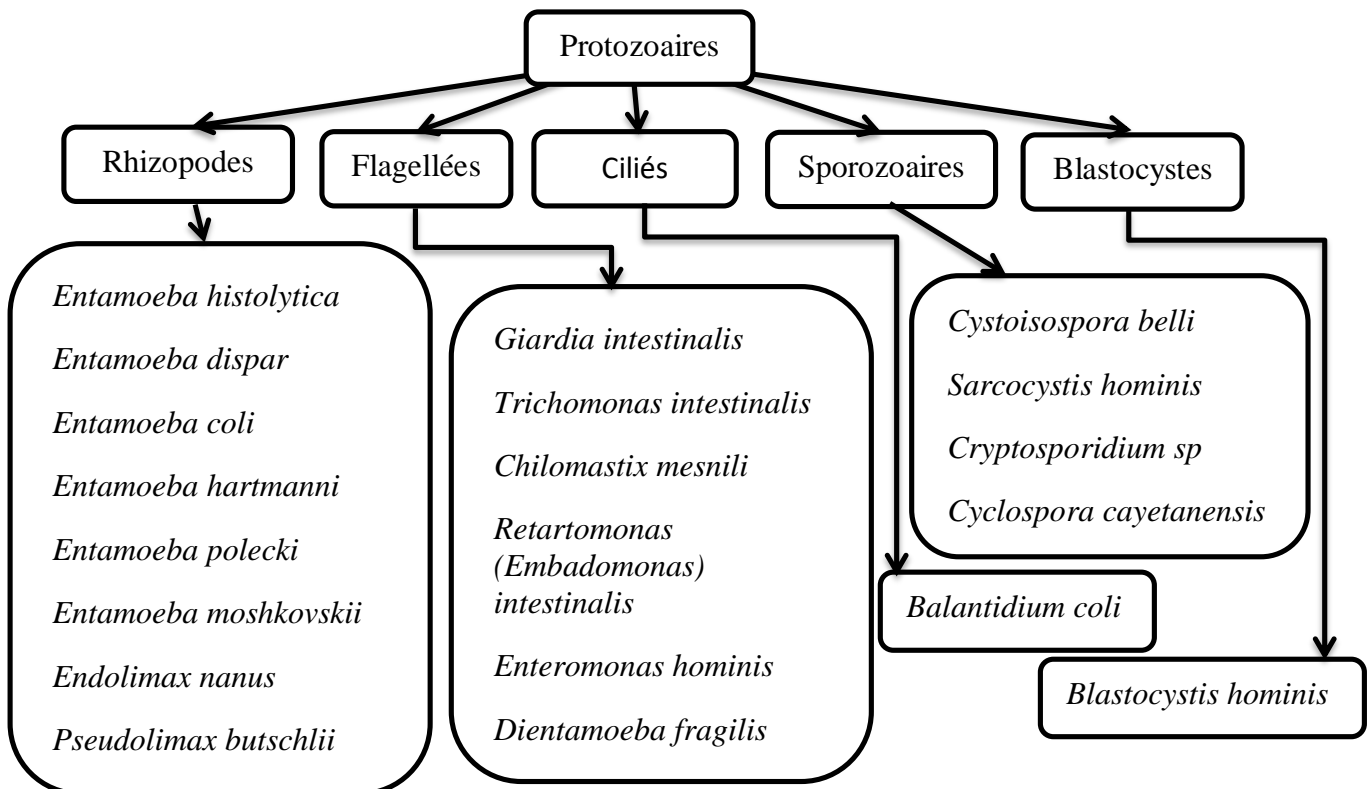


Figure 1 : Classification zoologique des protozoaires intestinaux (11) (12) (13).

2.1.2 Morphologie des protozoaires intestinaux :

Les protozoaires se trouvent dans l'hôte parasité sous deux formes : une forme mobile appelée forme végétative ou trophozoïte et une forme de résistance et de dissémination appelée kyste est destinée à la contamination (11).

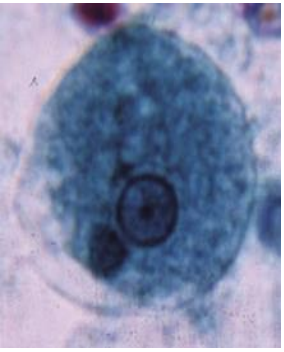
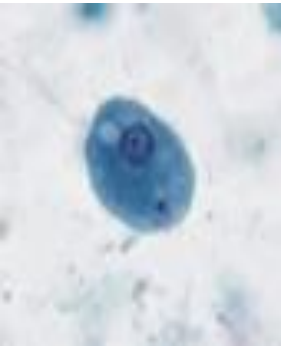

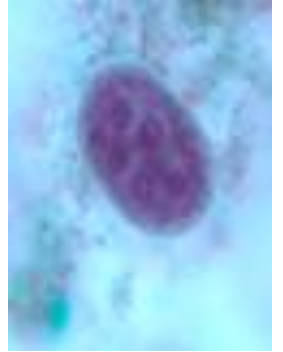
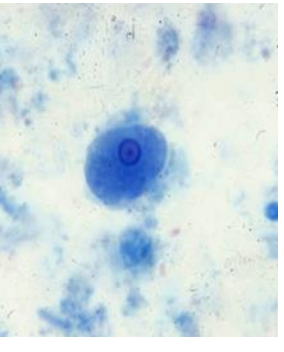
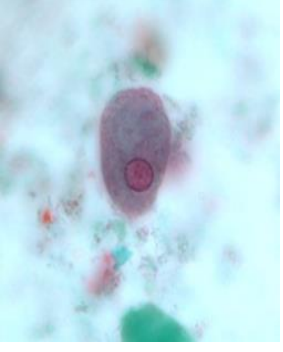
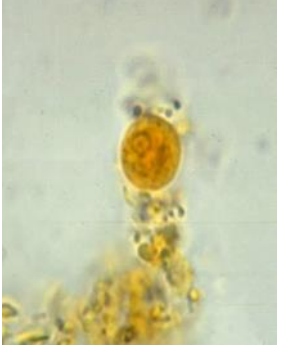
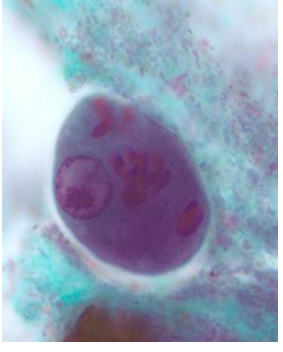
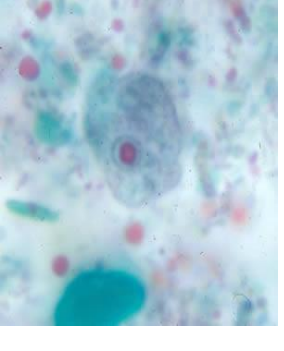
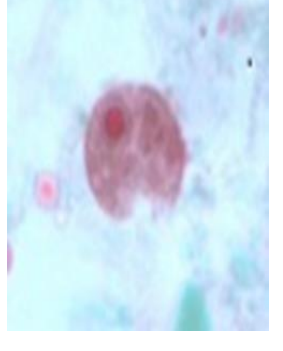

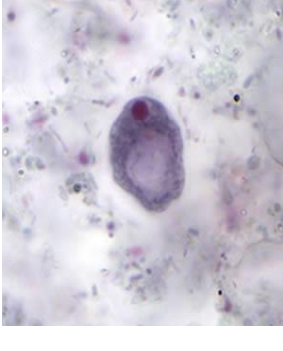
2.1.2.1 Morphologie des amibes :

Tableau I : Morphologie des amibes (14) (15) (16) (17) (18) (19).

Parasite	Forme végétative	Forme kystique
<i>Entamoeba histolytica</i>	<p>Type <i>minuta</i> : une forme non hématophage, mesure de 10 à 15 μm avec un endoplasme finement granuleux et ectoplasme réfringent, un noyau périphérique de 3 à 4 μm à petit caryosome central et chromatine périphérique en liseré ou pointillé.</p> <p>A l'état frais, les mouvements sont vifs, les pseudopodes sont longs.</p> <p>Type <i>histolytica</i> : une forme hématophage, mesure de 20 à 30 μm jusqu'à 40 μm, même aspect général que la forme <i>minuta</i>, mais avec des caractères supplémentaires : la présence d'hématies en voie de digestion dans des vacuoles cytoplasmiques (Figure 2).</p>	<p>Kyste : sphérique, réfringent, incolore, à parois minces, de 10 à 14 μm de diamètre et 4 noyaux à maturité avec un cristalloïde épais à bouts arrondis ; les kystes immatures contiennent une vacuole et 1 ou 2 noyaux et sont plus grands (Figure 4).</p>
<i>Entamoeba dispar</i> <i>Entamoeba moshkovskii</i>	<p>La forme végétative possède la même morphologie que celle d'<i>E. histolytica</i> type <i>minuta</i> (Figure 2).</p>	<p>La forme kystique est identique à celle d'<i>Entamoeba histolytica</i> (Figure 4).</p>

<i>Entamoeba Coli</i>	Mesure 20 à 30 μm de diamètre. Le cytoplasme est granuleux contenant de grosses vacuoles. Le noyau est visible, il est tapissé dans ses extrémités d'une couche de chromatine fine et irrégulière avec un caryosome excentré (Figure 3).	Le kyste mesure de 18 à 20 μm de diamètre, avec une forme arrondie à paroi épaisse et réfringente et 8 noyaux à maturité. C'est le plus gros kyste d'amibes (Figure 5).
<i>Entamoeba hartmanni</i>	Mesure de 6 à 7 μm de diamètre, le noyau est invisible à l'état frais, après coloration au MIF il est comparable à celui d' <i>E. h</i> (Figure 6).	Le kyste est rond de 6 à 8 μm de diamètre, avec un aspect réfringent et quatre noyaux à maturité (Figure 8).
<i>Entamoeba polecki</i>	Mesure de 12 à 25 μm de diamètre, avec un cytoplasme renfermant des petites vacuoles alimentaires (Figure 7).	Le kyste est rond de 12 à 15 μm de diamètre, avec un aspect réfringent et un seul noyau à maturité (Figure 9).
<i>Endolimax nanus</i>	Mesure de 8 à 10 μm de diamètre. Le cytoplasme contient de nombreuses petites vacuoles et un noyau avec un gros caryosome (Figure 10).	Le kyste mesure de 6 à 8 μm de diamètre, il est polymorphe à paroi mince et peu réfringente, le cytoplasme contient à maturité 4 noyaux réfringents regroupés par 2 aux extrémités. C'est le plus petit kyste d'amibes (Figure 12).
<i>Pseudolimax butschlii</i>	Mesure de 8 à 15 μm de diamètre, avec des pseudopodes en doigt de gant et autres larges et courts, de nombreuses vacuoles à l'intérieur du cytoplasme. Le noyau a un grand caryosome réfringent central (Figure 11).	Le kyste est polymorphe de 10 μm de diamètre, il possède une vacuole fortement iodophile qui occupe les deux tiers du cytoplasme avec un seul noyau qui contient un caryosome volumineux (Figure 13).

Tableau II : Les différentes formes des amibes (20) (21).

Forme végétative		Forme kystique	
			
Figure 2 : F.V d' <i>E. dispar</i> / <i>E. moshkovskii</i>	Figure 3 : F. V d' <i>E. coli</i> .	Figure 4: kyste d' <i>E. dispar</i> / <i>E. moshkovskii</i>	Figure 5: kyste d' <i>E. coli</i> .
			
Figure 6: F.V d' <i>E. hartmanni</i> .	Figure 7: F.V d' <i>E. polecki</i> .	Figure 8: kyste d' <i>E. hartmanni</i> .	Figure 9: kyste d' <i>E. polecki</i>
			
Figure 10 : F.V d' <i>Endolimax nanus</i> .	Figure 11 : F.V de <i>Pseudolimax butschlii</i> .	Figure 12 : kyste d' <i>Endolimax nanus</i> .	Figure 13 : kyste de <i>Pseudolimax butschlii</i> .


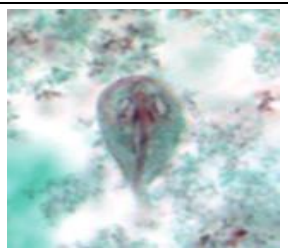
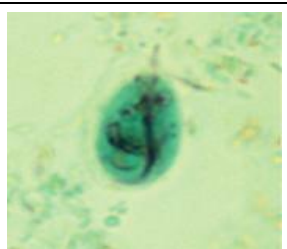
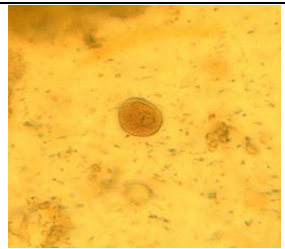
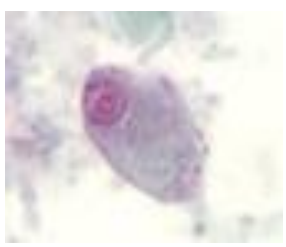
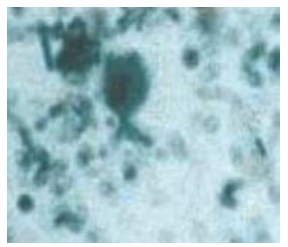
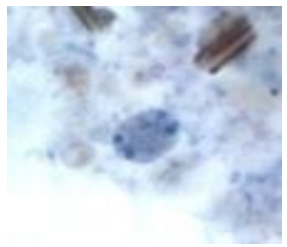
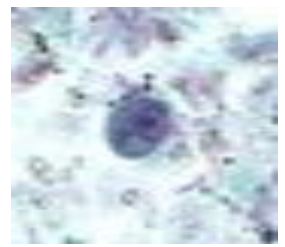
2.1.2.2 Morphologie des flagellés :

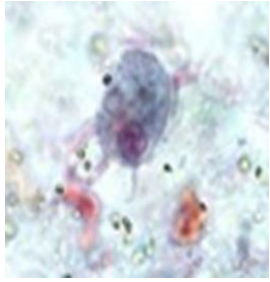
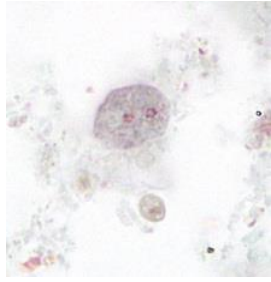
Tableau III : Morphologie des flagellés (14) (22).

Parasite	Forme végétative	Forme kystique
<i>Trichomonas intestinalis</i>	Une forme aplatie en amande qui mesure 10 à 15 μm / 5 à 7 μm . Il possède quatre flagelles antérieurs, un noyau et un axostyle qui fait saillie à l'extrémité postérieure (Figure 14).	Pas de kyste.
<i>Giardia intestinalis</i>	Un corps symétrique, en « cerf-volant » effilé vers l'arrière, mesurant 10 à 20 μm / 6 à 10 μm . Il possède deux noyaux, deux corps parabasaux en virgule et quatre paires de flagelles : trois paires postérieures et une paire antérieure, une dépression antérieure ventrale à rôle adhésif (Figure 15).	Le kyste est ovoïde avec une coque mince, claire, lisse et réfringente, mesurant 12 à 8 μm et possédant 4 noyaux et un amas flagellaire dans l'axe et deux corps parabasaux en virgule (Figure 16).
<i>Chilomastix mesnili</i>	Une forme ovale mesurant 12 à 15 μm / 5 à 6 μm et possédant un seul noyau en position antérieure très mobile grâce à la présence de trois flagelles antérieurs. Son cytoplasme présente un sillon de torsion caractéristique et un cytostome muni d'un flagelle (Figure 18).	Piriforme, mesurant 6 à 10 μm / 5 μm . Il comporte un gros noyau et parfois des restes de flagelles (Figure 17).
<i>Enteromonas hominis</i>	Très mobile grâce à la présence de trois flagelles (deux antérieurs, dont un dédoublé et un autre libre), de forme arrondie et aux mouvements heurtés. Le cytoplasme contient un noyau (Figure 19).	Forme ovale, mesurant 6 μm / 3 μm , qui contient de deux à quatre noyaux et un pinceau de flagelles (Figure 20).

<i>Embadomonas intestinalis</i>	Forme ovale, mesurant 5 à 15 μm / 5 μm , il est très mobile grâce à la présence de deux flagelles antérieurs qui lui confèrent un mouvement saccadé. Le cytoplasme contient un cytostome et un noyau (Figure 22).	Piriforme mesurant 5 μm avec un noyau et un pinceau de flagelles en (Y) inversé (Figure 21).
<i>Dientamoeba fragilis</i>	Le trophozoïte ne comporte pas de flagelles. Le cytoplasme contient deux inclusions nucléaires souvent difficiles à observer. Le déplacement se fait grâce à l'émission de pseudopodes (Figure 23).	Pas de kyste.

Tableau IV : Les différentes formes des flagellés (21) (23).

Forme végétative		Forme kystique	
			
Figure 14 : F.V de <i>Trichomonas intestinalis</i> .	Figure 15 : F.V de <i>Giardia intestinalis</i> .	Figure 16 : kyste de <i>Giardia intestinalis</i> .	Figure 17 : kyste de <i>Chilomastix mesnili</i> .
			
Figure 18 : F.V de <i>Chilomastix mesnili</i> .	Figure 19 : F.V d' <i>Enteromonas hominis</i> .	Figure 20 : kyste d' <i>Enteromonas hominis</i> .	Figure 21 : kyste de <i>Rotartomonas intestinalis</i> .


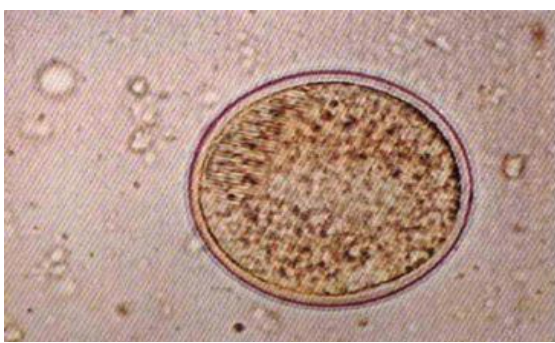
	
Figure 22 : F.V de <i>Rotartomonas intestinalis</i> .	Figure 23 : Forme binuclée d'un <i>D. fragilis</i> .

2.1.2.3 Morphologie des ciliés :

Tableau V : Morphologie des ciliés (24) (25).

Parasite	Forme végétative	Forme kystique
<i>Balantidium coli</i>	Mesure 50 à 70 µm / 150 à 300 µm. Le corps est ovoïde couverte de cils vibratiles, la partie antérieure est plus effilée et présente une fente oblique. Le cytoplasme contient diverses vacuoles et deux noyaux ; un macronucléus en forme d'haricot et un micronucleus (Figure 24).	Le kyste est ovoïde ou sphérique, mesure 45 à 65 µm de diamètre et apparait jaune-verdâtre à l'état frais, avec une paroi épaisse et transparente, le cytoplasme est granuleux et contient 2 noyaux bien visibles et des petites vacuoles (Figure 25).

Tableau VI : Les différentes formes des ciliés (25).

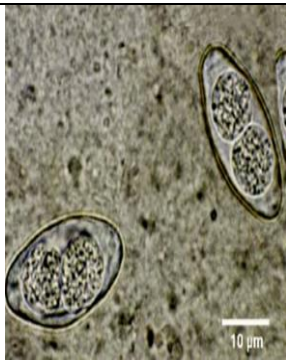
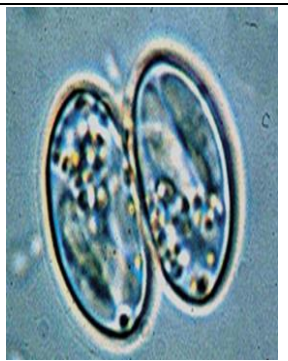
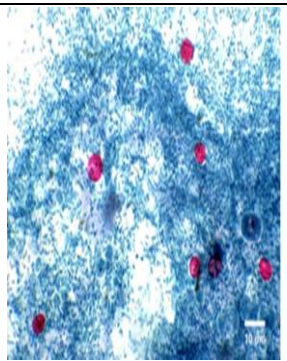

	
Figure 24 : F.V de <i>Balantidium coli</i> .	Figure 25 : Kyste de <i>Balantidium coli</i> .

2.1.2.4 Morphologie des sporozoaires :

Tableau VII : Morphologie des sporozoaires (13) (26).

Parasite	Oocyste
<i>Cystoisospora belli</i>	Mesure 25 à 30 / 10 à 19 μm , en obus. S'il est fécondé, l'oocyste contient une seule cellule arrondie, ne remplissant pas complètement la cavité, d'aspect homogène et finement granuleux. Il renferme à maturité deux sporocystes ovales, mesurant 13 μm /8 μm . S'il est non fécondé, il est rempli de granulations grisâtres plus ou moins réfringentes (Figure 26).
<i>Sarcocystis hominis</i>	Mesure 12 à 15 μm / 9 à 10 μm , sa forme est ovoïde et réfringente avec une paroi assez épaisse. Il renferme deux sporocystes dont chacun contient quatre sporozoïtes allongés en banane (Figure 27).
<i>Cryptosporidium sp</i>	Mesure 4 à 5 μm , de forme arrondie à ovalaire, cytoplasme finement granuleux contenant 4 petits sporozoïtes, (sans membrane sporocystique) ; le corps résiduel est plus gras et sombre (Figure 28).
<i>Cyclospora cayetanensis</i>	Mesure 8 à 10 μm , de forme arrondie, le contenu est hétérogène avec 6 à 8 petits globules réfringents serrés les uns contre les autres (aspect en framboise) (Figure 29).

Tableau VIII : Les différentes formes des sporozoaires (13) (27).

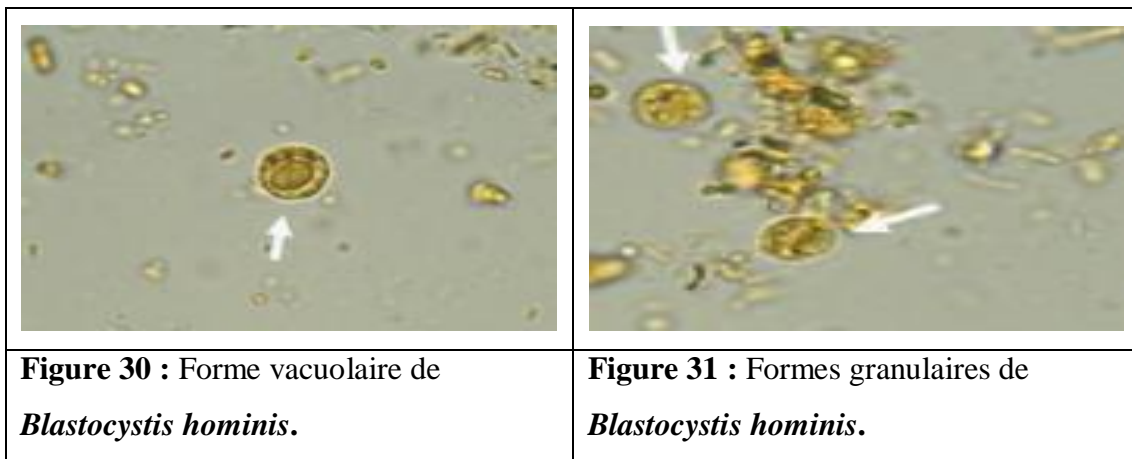
			
Figure 26 : Oocystes sporulés de <i>Cystoisospora belli</i> .	Figure 27 : sporocystes de <i>Sarcocystis hominis</i>	Figure 28 : Oocystes de <i>Cryptosporidium sp.</i>	Figure 29 : Oocyste de <i>Cyclospora cayetanensis</i> .

2.1.2.5 Morphologie de Blastocystes :

Tableau IX : Morphologie de Blastocystes (28).

Parasite	Forme vacuolaire	Forme granulaire
<i>Blastocystis hominis</i>	C'est la forme la plus fréquemment rencontrée in vitro et dans les selles. Sa taille varie entre 4 et 15 µm. Elle est typiquement ronde avec une large vacuole centrale et un noyau périphérique, difficilement observable. La membrane cytoplasmique de la cellule est entourée d'une fine couche fibrillaire qui constitue le manteau de surface (Figure 30).	Cette forme est rarement observée dans les selles. Sa taille et sa forme sphérique sont identiques à la forme vacuolaire mais comporte en plus un grand nombre de granules cytoplasmiques et vacuolaires d'où elle tire son nom. Il existe trois types de granules : des granules métaboliques, lipidiques et reproducteurs (Figure 31).

Tableau X : Les différentes formes de Blastocystes (29).



2.1.3 Cycle évolutif des protozoaires intestinaux :

2.1.3.1 Cycle évolutif d'*Entamoeba histolytica* :

Le cycle évolutif d'*E. h* est monoxène. Un cycle non pathogène (kyste - trophozoïte non hématophage - kyste) se déroule assurant la dispersion de l'amoebose mais dans l'amoebose maladie, c'est le cycle pathogène (kyste - trophozoïte hématophage) qui se met en place (Figure 32) :

➤ **Cycle non pathogène :**

L'ingestion de kystes matures est suivie d'un dékystement dans la lumière intestinale, sous l'action de la température, du PH et de la trypsine pancréatique. Il se produit alors une division nucléaire aboutissant à des trophozoïtes à 8 noyaux. La division plasmatique qui suit débouche sur 8 formes végétatives type minuta, à l'aide de leur pseudopode elles migrent jusqu'au côlon et se nourrissent de débris alimentaires et de bactéries par phagocytose. Ces formes se multiplient et se divisent rapidement par scissiparité ensuite elles s'arrondissent et s'entourent d'une paroi épaisse pour donner des kystes murs à quatre noyaux. Ces derniers sont éliminés de façon intermittente et irrégulière par le transit intestinal dans les selles.

➤ **Cycle pathogène :**

Dans le cadre d'un cycle pathogène (colite amibienne ou abcès du foie) il n'y a pas d'excrétion de kystes dans le milieu extérieur. Les trophozoïtes évoluent vers la forme agressive *histolytica* plus grande mais surtout hématophage, elle est très mobile et possède de nombreuses enzymes protéolytiques cytotoxiques, conférant un pouvoir nécrosant important pour la muqueuse intestinale. *E. histolytica histolytica* franchit par effraction la muqueuse colique en formant des ulcérations et parvient dans la sous-muqueuse où il se multiplie activement par scissiparité afin de former des abcès (abcès en bouton de chemise). Les trophozoïtes atteignent la lumière des vaisseaux du système porte pour rejoindre le foie, le cœur, le poumon et même les autres organes, tels que le cerveau, le rein et la rate. Les formes *E. h. histolytica* reviennent dans la lumière intestinale depuis la sous-muqueuse colique et par des mécanismes non encore élucidés se transformer en formes *E. h. minuta* pour s'enkyster et former des kystes pour être éliminés dans le milieu extérieur (30) (31).

2.1.3.2 Cycle évolutif de *Giardia intestinalis* :

Après ingestion, les kystes donnent des formes végétatives qui sont mobiles et se multiplient dans le duodénum. La fixation sur les entérocytes des microvillosités de la paroi intestinale est responsable d'atrophie villositaire et de malabsorption en cas d'infection chronique. Tous les éléments de la cellule-mère se multiplient par divisions binaires renouvelées, commençant par les kinétoosomes et se poursuivant par les flagelles et les noyaux. Les cellules résultant de cette division se séparent et un nouveau disque adhésif se forme dans chacune d'elles, à partir des corps médians. Après un nombre variable de multiplication des éléments végétatifs, se forment les kystes murs qui sont les éléments de dissémination du parasite, directement infectants et agents de l'infection de nouveaux hôtes (Figure 33) (32) (33).

2.1.3.3 Cycle évolutif de *Balantidium coli* :

Balantidium coli est un grand protozoaire qui est le seul cilié pathogène pour l'homme, l'infection humaine par ce parasite est très rare. Le cycle de vie de *Balantidium coli* est simple, de trophozoïte à kyste et de kyste à trophozoïte. Après l'ingestion des kystes (une forme non répliquative) peuvent survivre dans les conditions acides de l'estomac, ensuite les trophozoïtes (une forme active, nourrissante et répliquable) se libèrent dans l'intestin grêle et se déplacent vers le gros intestin où ils colonisent la lumière intestinale et utilisent la microflore intestinale et les bactéries pour leur alimentation. Ces trophozoïtes se multiplient par le processus de fission binaire (reproduction asexuée), ou conjugaison (reproduction sexuelle) et ils peuvent passer dans les différents organes (foie, myocarde...). Dans le rectum et le côlon de l'hôte commence un processus d'enkystement, et des kystes du parasite sont généralement présents dans les fèces formées (**Figure 34**) (34) (35) (36).

2.1.3.4 Cycle évolutif des sporozoaires :

➤ *Cryptosporidium sp* :

Cryptosporidium est un parasite de l'animal et de l'homme. A cause du caractère zoonotique de cette parasitose, de ce fait la contamination fréquente des animaux d'élevage, ainsi la grande résistance des oocystes dans la nature a permis sa dispersion dans le monde. Le cycle de développement se déroule en général dans les cellules épithéliales de l'intestin en deux phases : une phase asexuée formée de deux générations de mérontes (ou schizontes) et une phase sexuée aboutissant à la formation d'oocystes immatures qui subissent une sporulation endogène pour devenir des oocystes matures directement infectants qui vont être soit directement éliminés avec les selles (oocystes à paroi épaisse), soit libérés directement dans le tractus digestif des sporozoïtes qui donnent une auto-infestation (ceux à paroi plus fine) (**Figure 35**) (37).

2.1.3.5 Cycle évolutif de *Blastocystis hominis* :

La connaissance du cycle de vie et la transmission est toujours sous enquête, Plusieurs hypothèses ont été émises mais il existe un désaccord considérable concernant les modes de division et les différentes étapes du cycle de *Blastocystis hominis*. Parmi les cycles proposés on a « le cycle de transmission extérieure » dont l'infestation débute par l'ingestion de kystes de *B. hominis*. Ensuite, les kystes fécaux se désenkystent dans l'estomac au contact du suc et des acides gastriques ou bien au contact des enzymes intestinales et se transforment en forme vacuolaire qui se différencierait en forme amiboïde qui donnerait ultérieurement une forme prékystique. Il se produirait ensuite une schizogonie à l'intérieur du prékyste à l'origine d'un

épaississement de la paroi du kyste qui va être éliminée avec les matières fécales ou elle libère les formes vacuolaires filles une fois la paroi se rompre (**Figure 36**) (**38**).

Tableau XI : Les différents cycles évolutifs des protozoaires intestinaux.

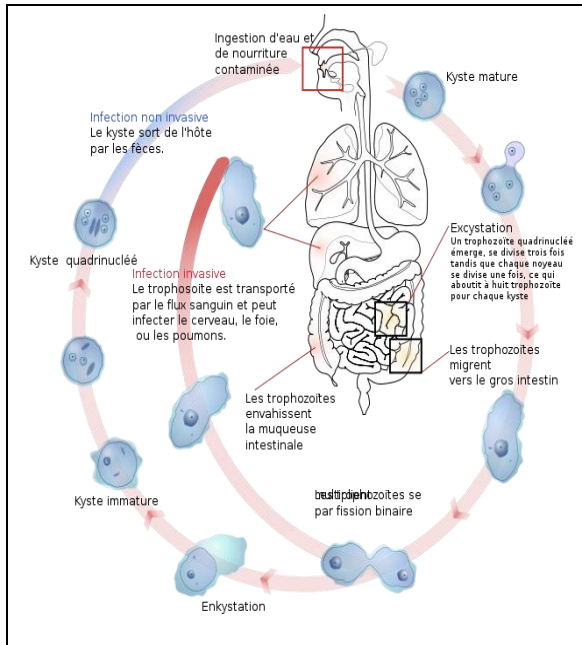


Figure 32 : Cycle évolutif d'Entamoeba histolytica (21).

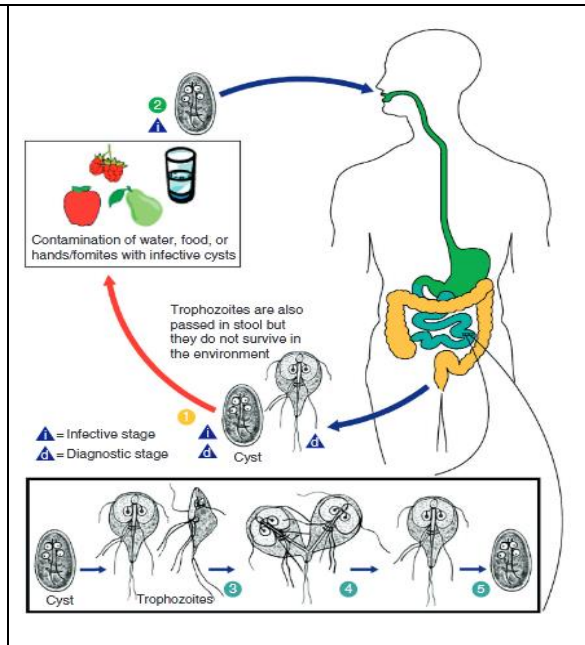


Figure 33 : Cycle évolutif de Giardia intestinalis (21).

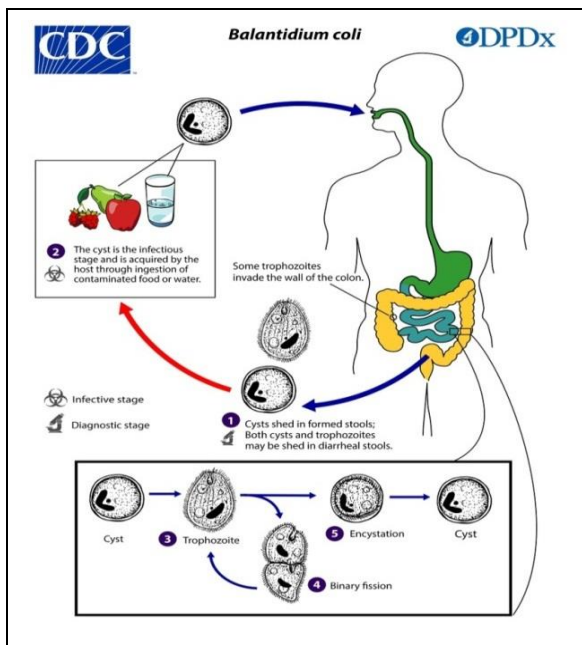


Figure 34 : Cycle évolutif de Balantidium coli (36).

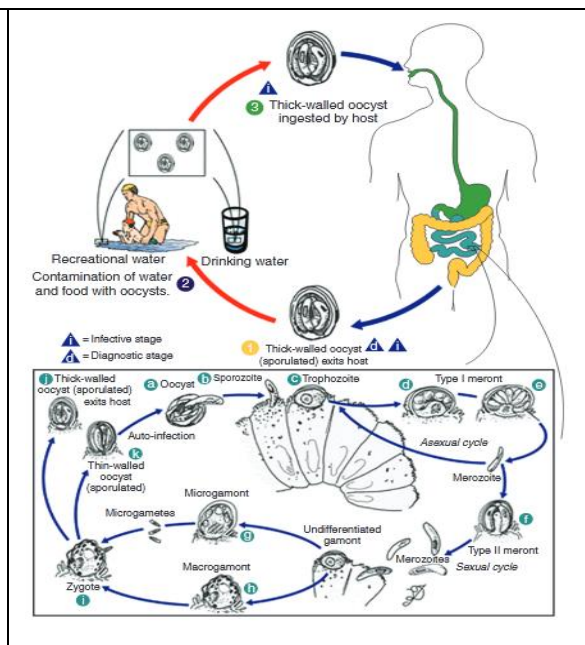


Figure 35 : Cycle évolutif de Cryptosporidium sp (39).

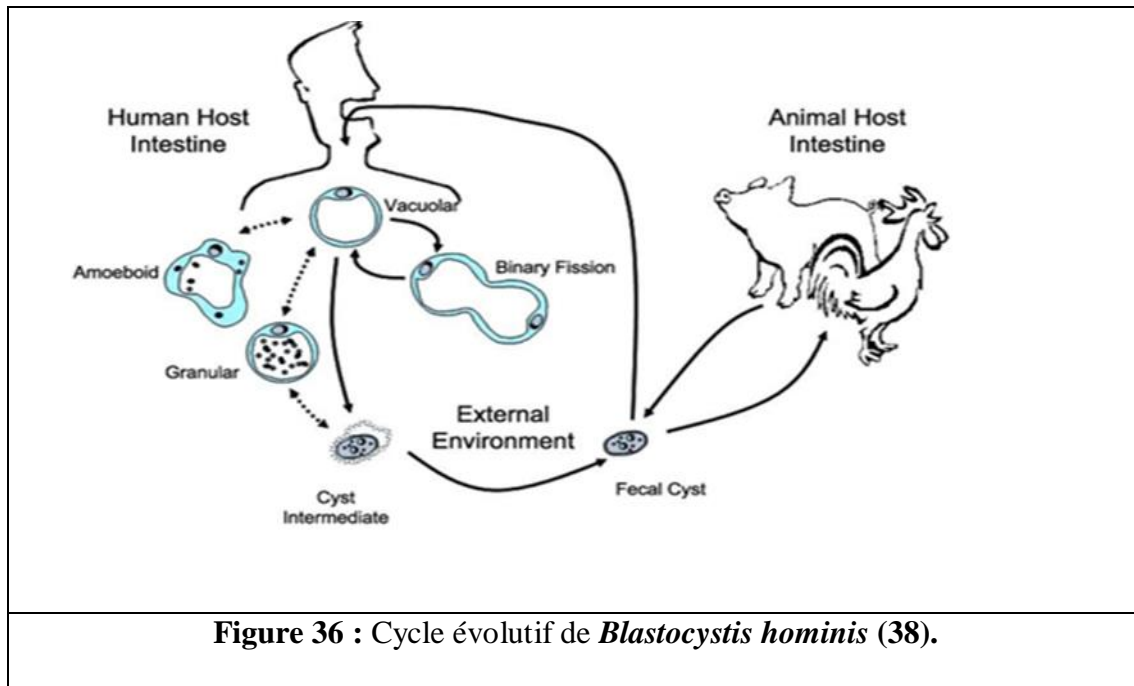


Figure 36 : Cycle évolutif de *Blastocystis hominis* (38).

2.1.4 Mode de contamination des protozoaires intestinaux :

L'eau est le principal vecteur des formes infectieuses des protozoaires, soit par contamination directe par des excréments humains ou animaux, soit indirectement par l'utilisation d'eau contaminée pour la boisson ou la préparation des aliments. La réutilisation d'eaux brutes épurées pour l'irrigation, afin de préserver les ressources d'eaux naturelles, est un risque de dissémination potentielle. Des aliments insuffisamment cuits ou des crudités peuvent être le support de ces parasites. Les eaux de loisirs, piscines, baignade peuvent être aussi contaminées (40).

2.2 Epidémiologie synthétique :

2.2.1 Distribution géographique des protozoaires intestinaux :

Les protozoaires intestinaux sont des parasites cosmopolites (Amoebose, Balantidiose, Blastocystose) ; Cependant, certains sont sévités dans les régions tropicales et subtropicales ; notamment en Extrême-Orient et en Amérique tropicale (Cyclosporose) ainsi qu'en Afrique (Cystoisosporose). Aux Etats-Unis, la giardiose est l'infection la plus courante (7, 13, 41).

3 Aspect Clinique et complications :

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

Tableau XII : Aspect clinique et complications possibles au cours des protozooses intestinales.

Maladie	Symptomatologie	Complications
Amoebiose	<p>Amoebiose intestinale aiguë : comprend le syndrome dysentérique classique qui se manifeste par une diarrhée sanglante, des douleurs abdominales, des selles mucoïdes ou liquides, un ténesme, une perte de poids et une anorexie, il n'y a pas de fièvre.</p> <p>Amoebiose extra intestinale : la propagation hématogène concerne le plus souvent le foie et donne un abcès amibien (42, 43).</p>	<p>Une colite amibienne fulminante ou nécrosante.</p> <p>Le mégacôlon toxique.</p> <p>Un amibome (granulome amibien) : masse de tissu de granulation ressemblant à une tumeur.</p> <p>L'amibiase pleuropulmonaire.</p> <p>Des abcès cérébraux amibiens (43, 44).</p>
Giardiose	<p>L'infestation est asymptomatique dans la grande majorité des cas. On peut cependant observer des épisodes diarrhéiques, sous forme de selles pâteuses et grasses avec stéatorrhée. Nausées et douleurs épigastriques accompagnent fréquemment (45).</p>	<p>Chez l'enfant, les Giardia peuvent tapisser certaines villosités intestinales et empêcher l'absorption des aliments, responsables d'une malnutrition entraînant un retard de croissance et de développement, une fonction cognitive déficiente et des effets néfastes sur l'état nutritionnel (46, 47).</p>
Balantidiose	<p>Le portage asymptomatique colique est le plus fréquent mais on peut avoir une invasion de la muqueuse plus ou moins superficielle avec une diarrhée sous forme de dysenterie et parfois du sang et du mucus, une perte de poids, un ténesme, des nausées et des vomissements (25, 48, 49).</p>	<p>Une invasion au-delà de la muqueuse produit des ulcérations profondes, des abcès, des colites granulomateuses et des péritonites (25).</p>

Coccidioses	<p>Chez l'immunocompétent : les symptômes les plus fréquents sont une diarrhée aiguë hydrique, pouvant être associée à un fébricule, avec anorexie, douleurs abdominales, nausées et vomissements. Ces symptômes sont spontanément résolutifs en quelques jours.</p> <p>Chez l'immunodéprimé : les symptômes sont plus prononcés, avec un amaigrissement important, une diarrhée chronique et profuse. L'évolution vers une déshydratation sévère ou parfois une cholangite et une résistance habituelle aux agents anti-infectieux est possible (13, 50, 51).</p>	<p>Chez l'immunodéprimé : l'infection intestinale peut être associée à une infection du pancréas, des voies biliaires et des voies respiratoires (52).</p>
Blastocystose	<p>La plupart des cas sont des porteurs asymptomatiques. On peut signaler des symptômes non spécifiques tels que nausées, anorexie, douleurs abdominales, ballonnements, flatulences et diarrhées aiguës ou chroniques avec des rapports de gastro-entérite aiguë. Des lésions cutanées allergiques, en particulier l'urticaire, ont été associées. Une association entre la Blastocystose et le syndrome du côlon irritable a été suggérée dans la littérature récente (53).</p>	Pas de complication.

4 Diagnostic :

Le diagnostic des protozooses intestinales repose sur un ensemble de critères ; épidémiologiques, cliniques et biologique permettant l'orientation vers la parasitose suspectée et le diagnostic parasitologique, la confirmation par la mise en évidence du parasite.

4.1 Diagnostic d'orientation :

4.1.1 Critères épidémiologiques :

L'origine géographique du malade et/ou ses éventuels voyages, mode de vie (eau souillée) (54).

4.1.2 Critères cliniques :

Troubles du transit intestinal (diarrhée, alternance diarrhée-constipation), douleurs abdominales. Exploration d'une cassure de la courbe de poids chez un jeune enfant (due à *Giardia intestinalis*) (45, 54).

4.1.3 Critères biologiques :

Une hyperéosinophilie modérée peut se rencontrer au cours de certaines protozooses (amoébose, isosporose) (6).

4.2 Diagnostic parasitologique :

La confirmation des protozooses intestinales s'effectue par l'examen parasitologique des selles.

4.2.1 Préparation du malade :

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

- Conseiller un régime à faibles résidus cellulosiques (biscottes, pâtes, riz, œuf, laitage, poisson) ;
- Éviter : choux, salades, légumes verts et secs (lentilles, haricots, petits pois), pomme de terre, fruits (surtout poires, pommes, fraises, figues) ;
- Les médicaments opaques non absorbables : charbon végétal, sel de bismuth, produits barytés, laxatif huileux, paraffine (54).

4.2.2 Conditions du prélèvement :

L'examen doit être réalisé sur des selles fraîches et en quantité suffisante (≥ 40 g).

La totalité de la selle doit être recueillie sans urines dans un récipient propre, sec et transparent.

Lorsque les selles ne sont pas émises au laboratoire, il sera préférable d'en fixer une partie dès l'émission dans un fixateur. Le délai de viabilité des formes végétatives de protozoaires dépend de la nature, du stade du parasite et des modalités de conservation de la selle. On préconisera donc une conservation des selles non fixées :

- A température ambiante si l'examen est pratiqué dans les 12 heures suivant l'émission (délai optimal d'acheminement ≤ 4 heures)
- Réfrigérée si l'examen est pratiqué au-delà de 12 heures pour éviter la pullulation microbienne et fongique.

Répétitions des examens : la nécessité d'effectuer au moins 3 EPS sur une période d'une dizaine de jours (55, 56).

4.2.3 Examen parasitologique des selles proprement dit :

Chaque prélèvement coprologique a fait l'objet d'un examen macroscopique, microscopique direct et après concentration (ou enrichissement).

4.2.3.1 Examen macroscopique :

Il permet de noter l'aspect, la couleur, la consistance et la présence éventuelle de sang, de mucosités ou du pus (6).

4.2.3.2 Examen microscopique :

Pour l'analyse coprologique microscopique proprement dite, les dispositions légales exigent l'utilisation d'un examen direct à l'état frais et d'au moins une technique de concentration (54).

➤ Examen direct à l'état frais :

On peut trouver la plupart des parasites selon plusieurs formes (kystes ou trophozoïtes de protozoaires), cet examen permet d'étudier la mobilité des formes végétatives des protozoaires. (Voir les détails en partie pratique) (57).

➤ Examen après coloration :

Les colorations sont une étape importante de la réalisation de l'examen parasitologique, elles sont effectuées pour détecter et identifier les protozoaires. Elles peuvent être réalisées en tube, entre lame et lamelle, ou sur frottis secs ou humides (58).

✚ Coloration des amibes et des flagellés :

- **Réactifs utilisés (Annexe 1).**

❖ Coloration en tube : MIF coloration

C'est la technique de Sapero, Lawless et Strome.

- **Modalités de la technique :**

Dans un tube à hémolyse on met 0,15 ml d'une solution de Lugol à 5 %. On y ajoute 2,35 ml d'une solution de merthiolate-éosine-formol.

Ajouter environ 0,25 g de selles et triturer jusqu'à obtenir une suspension homogène. Laisser sédimenter au minimum 20 à 30 minutes. Prélever avec une pipette dans la partie supérieure du sédiment. Si la coloration est ancienne, agiter le tube pour remettre le sédiment en suspension et laisser à nouveau déposer 15 à 20 minutes.

- **Interprétation :**

Cette coloration est la meilleure pour l'identification des amibes et des flagellés intestinaux. Les trophozoïtes sont roses et les kystes sont incolores (59).

❖ Coloration entre lame et lamelle :

La coloration est réalisée en diluant sur une lame une petite quantité de selle (diluée au sérum physiologique si nécessaire) dans une goutte du colorant choisi puis en recouvrant d'une lamelle.

○ **Coloration de Bailenger et Faraggi :**

Les parasites sont colorés très rapidement. Le cytoplasme des protozoaires devient rose tandis que la chromatine des noyaux apparaît en noir. Cette coloration est stable pendant plusieurs jours (59).

○ **Coloration de Dobell et O'Connor :**

Les noyaux sont colorés en noir et les cristalloïdes en rouge. Les structures nucléaires ressortent en noir. Cette coloration permet de visualiser les kystes, les trophozoïtes d'amibes et de flagellés intestinaux. Les noyaux des formes végétatives de *Dientamoeba fragilis* ne sont en revanche pas colorés (58).

○ **Coloration au MIF :**

Les structures nucléaires sont colorées en brun et les vacuoles iodophiles en brun rougeâtre (59).

○ **Coloration au Lugol :**

La coloration au Lugol est utilisée pour identifier des formes kystiques (surtout d'amibes) dans des selles. Elle permet de mieux visualiser certains éléments d'identification : vacuole, noyaux, caryosome (59).

❖ **Coloration sur frottis de selles :**

Déposer une goutte de selles et réaliser un frottis mince puis fixer immédiatement selon la technique choisie.

○ **Coloration de Kohn ou coloration au noir chlorazol :**

Cette technique présente l'avantage de réunir en une seule opération la fixation, la coloration et la différenciation.

- **Modalités de la technique :**

Plonger les frottis de selles humides dans le colorant pur ou dilué au deux tiers dans la solution de base pendant 2 à 4 heures. Laver, déshydrater et monter au baume du Canada ou autre milieu de montage.

- **Interprétation :**

Les protozoaires sont gris avec les noyaux et les corps sidérophiles plus foncés. Le fond est gris-vert (58).

○ **Hématoxyline ferrique (technique de Heidenhain) :**

Cette coloration est longue à réaliser mais reste la technique de référence.

- **Modalités de la technique :**

Fixer les frottis de selles encore humides puis réaliser les étapes suivantes :

- Mordançage : plonger les lames dans la solution aqueuse d'alun de fer à 3 % pendant 30 minutes à 37 °C puis laver rapidement à l'eau ;
- Coloration : plonger les lames dans la solution d'hématoxyline à 37 °C pendant 30 minutes à 1 heure puis laver rapidement à l'eau ;
- Différenciation : décolorer les lames dans une solution aqueuse d'alun de fer à 1 % en surveillant la décoloration au microscope. Quand les noyaux sont bien colorés, arrêter la décoloration en plongeant les lames dans l'eau, puis laver longuement à l'eau du robinet et ensuite déshydrater en passant successivement dans un bain d'alcool à 70°, à 90°, à 95°, à 100° (2 bains), de toluène (2 bains) et monter au baume du Canada et sécher à 37 °C.

- **Interprétation :**

Le fond est gris-bleu. Les protozoaires sont gris avec les structures nucléaires noires très nettes (58).

○ **Coloration APV-trichrome de Gomori adaptée par Wheatley :**

Cette coloration historique qui donne de très beaux résultats est désormais difficile à réaliser du fait de la toxicité des réactifs utilisés, en particulier les sels de mercure contenus dans la solution APV.

- **Modalités de la technique :**

- Dans un tube à hémolyse, mettre un volume de selles et 3 volumes d'APV et réaliser un frottis avec cette suspension.
- Plonger le frottis dans l'alcool iodé à 70 % pendant 10 minutes puis dans l'alcool à 70° pendant 2 minutes puis dans l'alcool à 50° pendant 2 minutes puis rincer à l'eau du robinet.
- Plonger la lame dans le trichrome de Gomori pendant 30 minutes.
- Passer rapidement dans un bain d'alcool à 90° contenant 0,5 % d'acide acétique puis rincer dans l'alcool à 95° pendant 30 secondes puis dans l'alcool absolu pendant 1 minute et puis le xylène pendant 5 minutes ensuite monter en baume du Canada ou synthétique.

- **Interprétation :**

Colore les F.V des flagellés et des amibes. Les noyaux des protozoaires apparaissent en rose, les cytoplasmes en vert et les structures nucléaires sont très nettes (58).

✚ **Coloration des coccidies :**

○ **Coloration de Ziehl-Neelsen modifiée par Henriksen et Pohlenz :**

Cette technique permet l'identification des oocystes de *Cryptosporidium* (voir les détails en partie pratique) (60).

○ **Technique de Heine :**

- **Modalités de la technique :**

- Effectuer un mélange soigneux des selles avec un volume égal de fuchsine phéniquée.
- Étaler en frottis mince et laisser sécher.
- Déposer une goutte d'huile sur la préparation et recouvrir d'une lamelle.
- Lire à l'objectif $\times 40$, en lumière blanche ou en contraste de phase dans les 10 minutes qui suivent la fin de la préparation.

- **Interprétation :**

En microscopie à fond clair, les oocystes apparaissent non colorés et très réfringents sur le fond rose de la préparation (et très brillants sur fond noir en microscopie à contraste de phase) (58).

o **Coloration de Kinyoun :**

- **Modalités de la technique :**

- Faire un frottis de selles sur une lame et le laisser sécher puis fixer le frottis au méthanol (1 à 3 minutes selon l'épaisseur du frottis). Laisser sécher puis colorer à la fuchsine basique de Kinyoun 5 minutes et laver à l'alcool éthylique 50° et rincer immédiatement à l'eau du robinet.
- Décolorer le frottis à l'acide sulfurique 2 % jusqu'à clarification du filet de liquide écoulé (maximum 2 minutes) et laver le frottis à l'eau du robinet.
- Contre-colorer au bleu de méthylène de Loëffler 2 minutes puis laver à l'eau du robinet, laisser sécher et examiner au microscope.

- **Interprétation :**

Les oocystes (acido-résistants) sont roses ou rouge brillant (58).

➤ **Technique de concentration :**

Les techniques de concentrations sont indispensables, et doivent être faites systématiquement. Elles ont pour but de réunir dans un plus petit volume des éléments parasitaires en trop petite quantité pour être décelés à l'examen direct (57).

On distingue deux grands groupes de techniques :

- Les méthodes physiques.
- Les méthodes diphasiques (physico-chimiques).

❖ **Méthodes physiques pures :**

Seules sont utilisées actuellement les méthodes par flottation. L'échantillon fécal est dilué dans une solution plus dense que les éléments parasitaires qui pourront être retrouvés à la surface du liquide disposé dans un tube et qui seront récupérés passivement ou après centrifugation (55).

Tableau XIII : Tableau récapitulatif des méthodes physiques par flottation (**Voir tableau XIII**) (58).

Méthode et principaux réactifs	Spécificité	Avantages	Inconvénients/limites
Faust et dérivés Sulfate de zinc à plusieurs densités d = 1,18 (33 %), 1,2, 1,27 et/ou 1,44.	Technique peu sélective pouvant être une technique standard Selon la/les densité(s) utilisée(s), possibilité de détecter les kystes et F.V de protozoaires.	Couplage possible à une technique diphasique augmentant sa sensibilité ou en cas de selles riches en lipides.	Morphologie altérée de certains éléments parasites aux densités les plus élevées.
Janeckso-UrbanyiIodo mercurate de potassium de densité 1,44.	Concentre les oocystes de coccidies.	/	Très peu utilisée car présence de sels de mercure corrosifs et allergisants. Non performante pour les kystes.

- **Réactifs utilisés (Annexe 1).**

❖ **Méthodes physicochimiques ou diphasiques :**

La concentration des éléments parasites est obtenue en combinant la sédimentation accélérée par centrifugation et l'élimination des résidus par l'action dissolvante de certains solvants organiques comme l'éther ou l'acétate d'éthyle, permettant ainsi d'éliminer les débris gênants la lecture et de réduire notablement les culots (**Tableau XIV**) (55, 58).

Tableau XIV : Tableau récapitulatif des méthodes physicochimiques ou diphasiques (61-63).

Méthode et principaux réactifs	Spécificité	Avantages	Inconvénients/limites
Bailenger/Éther ou Bailenger/Acétate éthyle Tampon acéto-acétique pH 5 et solvant éther ou acétate d'éthyle	Technique peu sélective pouvant être une technique standard Adapté pour les kystes de protozoaires, les coccidies et les cristaux de Charcot-Leyden.	Bon rendement. Bonnes performances, facile à mettre en œuvre. Mise en évidence des coccidies en contraste de phase sur les culots (technique de Heine).	Non adapté à la détection des formes végétatives de protozoaires. Toxicité de l'éther par inhalation.
Variante : filtration sans solvant	/	Pas de solvants.	Culot abondant, lecture plus longue.
MIF (Merthiolate Iode Formol)/Éther ou Acétate d'éthyle ou Iodésine/Acétate d'éthyle.	Technique peu sélective pouvant être une technique standard de concentration des kystes de protozoaires.	Fixation, identification et conservation facilitée des protozoaires.	Non adaptée à la détection des formes végétatives de protozoaires Concentration irrégulière des kystes Culot un peu plus gros que Bailenger.
Ritchie simplifié Formol 10 % (voir plus de détail dans la partie pratique)	Bonne concentration des kystes de protozoaires.	Pas de technique commercialisée.	Toxicité lié à l'utilisation du formol et de l'éther.

- **Réactifs utilisés (Annexe 1).**

4.3 Autres techniques directes :

4.3.1 Détection d'antigènes :

La détection de l'antigène du parasite directement dans les échantillons de selles est plus sensible que la microscopie ou la culture. Plusieurs tests commerciaux, ELISA ou immunochromatographiques unitaires (TDR) sont disponibles. Certains détectent *E.*

histolytica, *E. dispar* et *Giardia intestinalis*. ELISA peut détecter les oocystes de *Cryptosporidium sp* (64, 65).

4.3.2 Biologie moléculaire :

Les techniques de PCR sont les techniques de choix pour le diagnostic de l'amébose intestinale, elles sont plus sensibles et plus spécifique. L'amplification génique permet une identification précise de l'espèce et/ou du génotype de *Cryptosporidium sp* (64) (66).

4.3.3 Coproculture :

La détection des amibes, flagellés, ciliés ou encore de *Blastocystis sp* pourra être améliorée par la réalisation de cultures de selles fraîches non fixées sur milieux diphasiques incubées à 37 °C pendant 24 à 48 heures.

Les milieux de culture utilisés sont :

- Le milieu diphasique de **Dobell et Laidlaw**.
- Le milieu polyxénique **LMS**.
- Le milieu diphasique de Cleveland et Commier (55).

5 Traitement et prophylaxie :

5.1 Traitement :

5.1.1 Antiprotozoaires intestinaux :

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

Tableau XV : Traitements de première intention des protozooses digestives de l'enfant (42) (67) (68) (69) (70) (71).

Médicaments	Présentations	Indications	Posologie
Métronidazole FLAGYL®	Cp : 125 mg ,250 mg et 500 mg Suspension buvable à 4% Solution injectable pour perfusion à 0,5 % (poche souple de 100 ml).	-Amoebiose -Giardiose -Trichomonose -Balantidiose -Blastocystose	[35 à 40 mg/kg/j] pendant 5 à 10 j [15 mg/kg/j] pendant 3 j [15 mg/kg/j] pendant 7 j [35 à 50 mg/kg/j] pendant 5 à 10 j [50mg/kg/j] en trois prises
Ornidazole TIBERAL®	Cp : 500 mg Solution injectable pour perfusion à 500 mg et à 1 g	-Amoebiose -Giardiose -Trichomonose	[25 à 30 mg/kg/j] pendant 5 à 10 j [30 à 50 mg/kg/j] pendant 2 j [25 mg/kg/j] en dose unique
Tinidazole FASIGYNE®	Cp : 500 mg	-Amoebiose intestinale -Amoebiose hépatique -Giardiose -Trichomonose	[50 à 60 mg/kg/j] pendant 3 j [50 à 60 mg/kg/j] pendant 5 j [50 à 70 mg/kg] en dose unique [50 à 75 mg/kg] en dose unique
Secnidazole Secnol®	Granulés en sachet-dose de 2 g	-Amoebiose intestinale aiguë -Amoebiose hépatique	[30 mg/kg/j] à prendre un seul jour [30 mg/kg/j] en une ou plusieurs prises, pendant 5 j
Tiliquinol+ Tilbroquinol INTETRIX®	Gélule : 100 mg+200 mg	-Amoebiose intestinale	[2 gélule/j] pendant 10 j
Albendazole Zentel®	Cp : 400mg Suspension buvable (400 mg/10 ml)	-Giardiose	[15 mg/kg/j] pendant 10 à 15j

Nitazoxanide Cryptaz®	Cp:500mg	-Amoebiose -Giardiose - Cryptosporidiose	Amoebiose/Giardiose : [30 à 50mg/ kg] sur 1 à 6 j [1,5 à 3 g/j] pour plus d'un mois
Cotrimoxazole (triméthoprime/ sulfaméthoxazole)	Cp : 160mg+800mg	-Cyclosporese -Isosporose	[5 mg/kg] 2 fois/j pendant 7 j [60 à 800 mg] 4 fois/j pendant 10 j puis 2 fois/j pendant 3 semaines.

5.1.2 Traitement chirurgical :

La chirurgie est parfois nécessaire en cas de nécrose colique ou d'amoebome résistant au traitement médical (68).

5.2 Prophylaxie :

La prophylaxie des maladies parasitaires en général pose un problème encore plus important et certainement aussi urgent que le traitement des personnes déjà atteintes. L'éducation sanitaire et l'assainissement du milieu ont un complément indispensable au traitement curatif dans la lutte contre les parasitoses intestinales. Les mesures à prendre sont individuelles et collectives (72).

5.2.1 Mesures individuelles :

Les règles d'hygiène individuelles sont essentielles. Dont il est primordial de les suivre comme suites :

- La propreté des mains ;
- La filtration ou à l'ébullition de l'eau de boisson ;
- Le nettoyage soigneux des fruits et des légumes ;
- L'utilisation des latrines pour la défécation.

5.2.2 Mesures collectives :

Les mesures collectives se distinguent entre autres par :

- La lutte contre le péril fécal (aménagement de latrines et sensibilisation de la population à leur utilisation adéquate) ;
- L'approvisionnement de la population en eau potable ;
- L'évacuation des eaux stagnantes ;
- Le contrôle médical des aliments vendus sur le marché.



PARTIE PRATIQUE

1 Objectifs du travail :

1.1 Objectif principale :

Etudier les protozooses digestives chez les enfants scolarisés et établir leur diagnostic au laboratoire de parasitologie-mycologie médicales du CHU de Tlemcen du mois d'Octobre 2019 au mois de Mars 2020.

1.2 Objectifs secondaires :

Evaluer le profil épidémiologique.

Etudier les facteurs de risque de ces parasitoses.

Dépister les parasites chez les porteurs sains.

2 Cadre d'étude :

2.1.1 Type d'étude :

Il s'agit d'une étude descriptive transversale concernant les EPS des enfants d'âge scolaire adressés au laboratoire à titre externe de parasitologie-mycologie médicales du CHU de Tlemcen.

2.1.2 Population de l'étude :

Notre étude s'est intéressée à la catégorie d'enfant scolarisé malade ou non des deux sexes, âgés de 4 ans à 15 ans. On a exclu ceux qui ont déjà pris des médicaments en faveur des protozoaires et ceux qui ont été absents le jour du prélèvement.

2.1.3 Lieux et période de l'étude :

L'étude s'est déroulée dans la région de Tlemcen, dans deux écoles primaires « ZOUAD MOHAMED » et « TECHOUAR SIDI AHMED » situées au centre-ville (l'agglomération de Kiffane) sur une période de cinq mois allant du mois d'Octobre 2019 au mois de Mars 2020.

2.1.4 Modalités de recueil des données :

Chaque enfant reçoit un sachet transparent contenant une fiche de renseignements (**Annexe II**) accompagnée d'un flacon propre et sec pour le recueil des selles fraîche du matin, ces dernières sont émises à domicile et ont été acheminés à l'école pour la collecte. Les prélèvements et les fiches correspondants sont ensuite récupérés et dirigés au laboratoire de parasitologie-mycologie médicales du CHU de Tlemcen dans les délais le plus brefs, puis l'analyse des échantillons est différée de quelques minutes à quelques heures (maximum deux heures) par rapport au moment du prélèvement.

2.1.4.1 Fiche d'enquête ou de renseignements :

Une fiche de renseignements pour chaque élève a été remplie. Elle renferme trois parties :

- La première comporte l'identité de chaque élève (nom et prénom, l'âge, le sexe et l'adresse personnelle.....).
- La deuxième partie renferme des informations sur le mode de vie (type d'alimentation, source d'eau, notion de voyage et de collectivisée...)
- La troisième partie comprends les renseignements cliniques : présence ou non de douleurs abdominales, de diarrhées, de constipation, de vomissement...
- Voir la fiche de renseignements (**Annexe II**).

2.1.4.2 Variable de l'étude :

L'évaluation d'un portage parasitaire chez les enfants inclus était étudiée en fonction des variables suivantes :

- L'identité de chaque enfant (le nom, le prénom, l'âge, le sexe, le poids, la taille et le niveau scolaire).
- Le statut immunitaire
- le comportement des enfants en matière d'hygiène, le type de la source d'eau, le type d'alimentation, la notion de voyage et collectivités.
- Les principaux signes cliniques (diarrhée, douleur abdominale, Etc.) (**Annexe II**).
- Résultats de l'analyse du prélèvement (**Annexe III**).

2.1.4.3 Critères de jugements :

Un enfant est considéré comme étant parasité lorsque l'examen coprologique révèle la présence au moins d'un protozoaire digestif.

2.1.5 Traitement statistique des données :

Les données ont été saisies et traitées avec le logiciel SPSS (Statistical Package for the Social Sciences). Elles ont été décrites par la moyenne et l'écart type dans le cas des variables quantitatives, par l'effectif et le pourcentage par classe dans le cas des variables qualitatives. Les variables qualitatives ont été comparées par le test Khi deux de Pearson.

2.1.6 Aspect éthique :

Après un consentement libre et éclairé des autorités nécessaires pour la conduite de notre enquête : l'Etablissement de santé publique et la direction de l'éducation et de l'enseignement de la wilaya de Tlemcen, on a visité les écoles pour demander l'autorisation des directeurs d'établissement avec lesquels nous avons travaillé (**Annexe IV**).

Des accords oraux auprès des parents ou tuteurs des élèves ont été également demandés.

3 Matériel :

3.1.1 Matériel et réactifs du laboratoire :

3.1.1.1 Matériel :

Le matériel utilisé pour réaliser ce travail (**Figure 37**) :

- Pots transparents ;
- Gants ;
- Marqueur ;
- Plateau ;
- Baguettes en verre ;
- Micropipettes et embouts ;

- Tubes coniques ;
- Lames et lamelles ;
- Portoir ;
- Compresse de gaze ;
- Eprouvette + Erlenmeyer.
- Microscope optique ;
- Centrifugeuse ;
- Balance électronique ;
- Minuteur ;
- Réfrigérateur.



Figure 37 : Le matériel utilisé dans le laboratoire pour le diagnostic des protozooses intestinales.

(Photos prises au laboratoire de parasitologie-mycologie médicales du CHU de Tlemcen 2019/2020).

3.1.1.2 Réactifs :

Les différents réactifs utilisés (**Figure 38**) :

- Eau physiologique ;
- Lugol ;
- Eau distillée ;
- Solution de formol à 10% et à 36% ;
- Ether.
- Chlorure de sodium.
- Méthanol.
- Fuchsine phéniquée.
- L'acide sulfurique.
- Vert malachite.
- Bleu de Méthylène.
- MIF (merthiolate iode formol).
- Eau de Javel pour la décontamination.



Figure 38 : Réactifs utilisés dans le laboratoire.

(Photos prises au laboratoire de parasitologie-mycologie médicales du CHU de Tlemcen 2019/2020).

4 Diagnostic parasitologique :

4.1.1 Examen parasitologique des selles :

Pour chaque échantillon de selles, deux examens essentiels ; Un examen macroscopique et un autre microscopique ont été effectués, pour ce dernier on a réalisé un examen direct à l'état frais et un examen après concentration (technique de Ritchie).

Des colorations spécifiques ont été réalisées en fonction des protozoaires recherchés :

- La coloration au Lugol pour mieux visualiser les éléments d'identifications.
- La coloration au MIF pour l'identification et la conservation.
- La coloration de Ziehl-Neelson modifiée pour la recherche des oocystes de *Cryptosporidium sp.*

- **Préparations préalables des réactifs utilisés :**

- **Préparation de l'eau physiologique :**

En raison du manque de l'eau physiologique commercialisée parfois au laboratoire de parasitologie mycologie, nous l'avons préparé nous-même à partir d'eau distillée et de la poudre de chlorure de sodium (Na Cl) dilué à 9 pour 1000 (c'est-à-dire une solution à 0,9 % de masse/volume de Na Cl, soit 9 g/L).

En pratique : on prépare généralement 1L de solution de chlorure de sodium.

- **Modalités de la technique :**

- Peser 9g de poudre de chlorure de sodium (Na Cl) en utilisant une balance électronique ;
- Verser la poudre pesée dans une fiole à jaugeur de 500 ml ;
- Ajouter de l'eau distillée jusqu'au trait de jauge et bien agiter ;
- Verser dans un flacon puis compléter le volume nécessaire (1 L) par l'eau distillée et agiter encore une fois ;

➤ **La préparation du formol à 10% :**

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

• **Modalités de la technique :**

- Dans une éprouvette, prélever 50 ml de la solution mère du formol à 36% ;
- Verser le dans un erlenmeyer à 500 ml ;
- Compléter le volume par de l'eau distillée (450ml) ;
- Agiter et verser la solution dans un flacon pour l'utiliser ensuite.

4.1.1.1 Examen macroscopique :

Tout examen coprologique doit comporter une description des selles :

- Leur couleur (marron, noire...)
- Leur consistance.
- Leur aspect : selles en billes, en fragments, moulées, moulées fermes ou moulées molles, pâteuses, semi-liquides ou franchement liquides.
- La présence d'éléments non fécaux (sang, mucus, glaire).

Une selle normale doit avoir les caractéristiques suivantes :

- Une couleur marron brune.
- Une consistance ferme et molle.
- Un pH au tour de 7.

4.1.1.2 Examen microscopique :

C'est le temps majeur de l'examen coproparasitologique. Au laboratoire en routine ; le prélèvement est traité en trois temps : Un examen direct à l'état frais, après coloration immédiate puis une technique de concentration. A côté de ces examens on a procédé à d'autres techniques spécifiques en fonction de la spécificité de certains parasites.

➤ **Examen à l'état frais :**

Il permet de mettre en évidence des kystes et toutes les formes végétatives des amibes, des flagellés et des ciliés et d'étudier leurs mobilités.

• **Modalités de la technique (Figure 40 de N°1 à N°8) :**

-A l'aide d'une fine baguette prélever un petit fragment de selles en superficie et en profondeur à différents endroits en privilégiant les zones où des anomalies sont claires (mucus sanglant) ;

-Diluer ces petites particules de matière fécale au 1/10^{ème} dans de l'eau physiologique à 0.9 % (la préparation ne doit pas être trop concentrée ni trop diluée) ;

-Prélever une goutte de la suspension fécale à l'aide d'une micropipette et la déposer entre lame et lamelle en veillant à effectuer une préparation mince pour faciliter la lecture.

• **Lecture microscopique :**

Régler le microscope optique à objectif x10 afin de repérer le champs de lecture et parfois même les protozoaires puis lire au moins une centaine de champs microscopiques à l'objectif x40 (balayer toute la lame avec des mouvements en zig zag soit de haut en bas soit de droite à gauche). L'objectif à immersion est réservé pour des études fines d'un parasite déjà repéré (Figure 39).

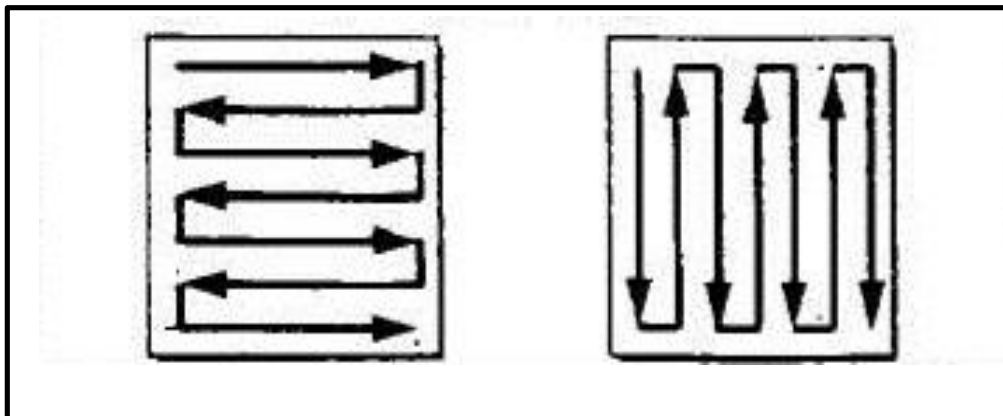


Figure 39 : Lecture des lames en zig zag.

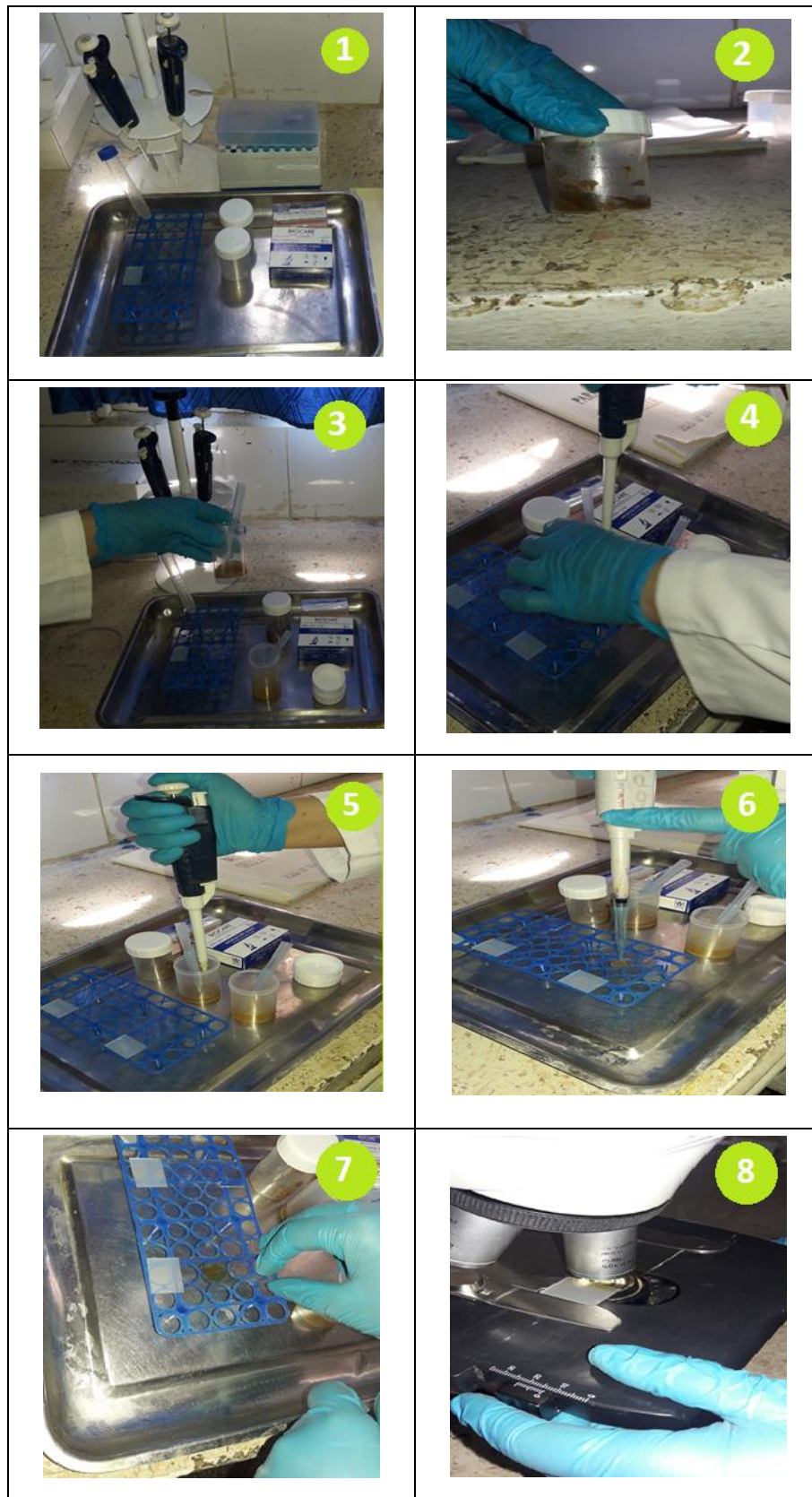


Figure 40 : Les étapes de l'examen parasitologique des selles à l'état frais.

(Photos prises au laboratoire de parasitologie-mycologie médicales du CHU de Tlemcen 2019/2020).

➤ **Examen direct après coloration au Lugol :**

- **Réactif :**

Lugol à 5% (Annexe I).

- **Modalités de la technique (Figure 41 de N°1 à N°4) :**

-La même dilution préparée précédemment est utilisée, on dépose une goutte de cette suspension sur une lame porte objet.

-On rajoute une goutte de Lugol à 5% puis on recouvre d'une lamelle.

- **Lecture microscopique :**

La lecture de la lame se fait de la même façon précédente.

Le Lugol permet particulièrement de mieux visualiser les noyaux des protozoaires (la disposition de la chromatine nucléaire) ainsi que d'éventuelles vacuoles.

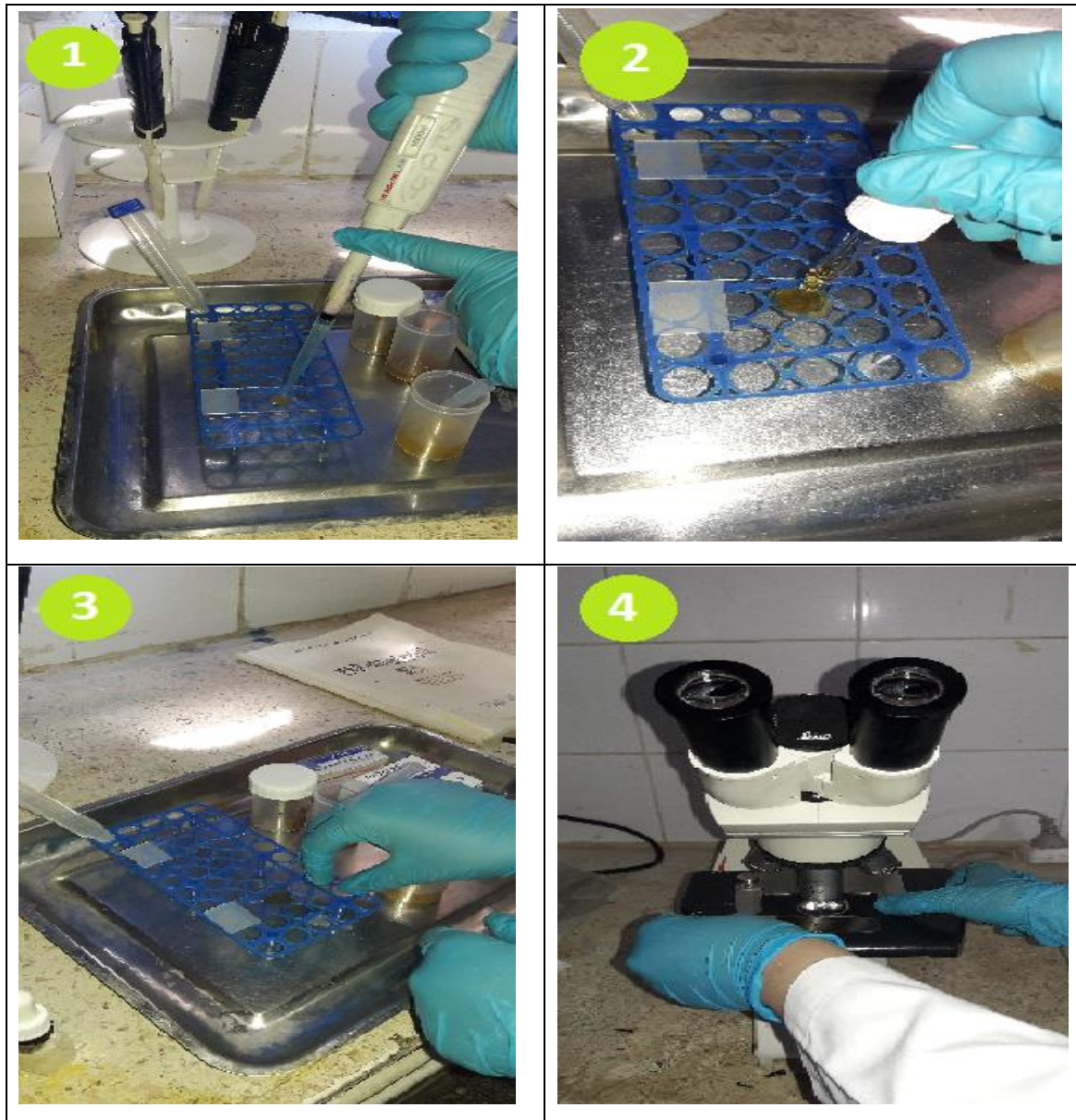


Figure 41 : Le protocole opératoire de la coloration au Lugol.

(Photos prises au laboratoire de parasitologie-mycologie médicales du CHU de Tlemcen 2019/2020).

➤ **Examen direct après coloration au MIF :**

• **Réactifs :**

Merthiolate iode formol (MIF) (**Annexe I**).

• **Modalités de la technique (Figure 42) :**

-On a mélangé les selles et la solution de MIF (voire les détails dans la partie théorique).

-Déposer une goutte de suspension sur une lame porte objet à l'aide d'une micropipette puis recouvrir d'une lamelle.

• **Lecture microscopique :**

La lecture se fait de la même manière que la précédente.

Le MIF permet non seulement de fixer et de colorer les parasites mais aussi de les conserver pendant des années.

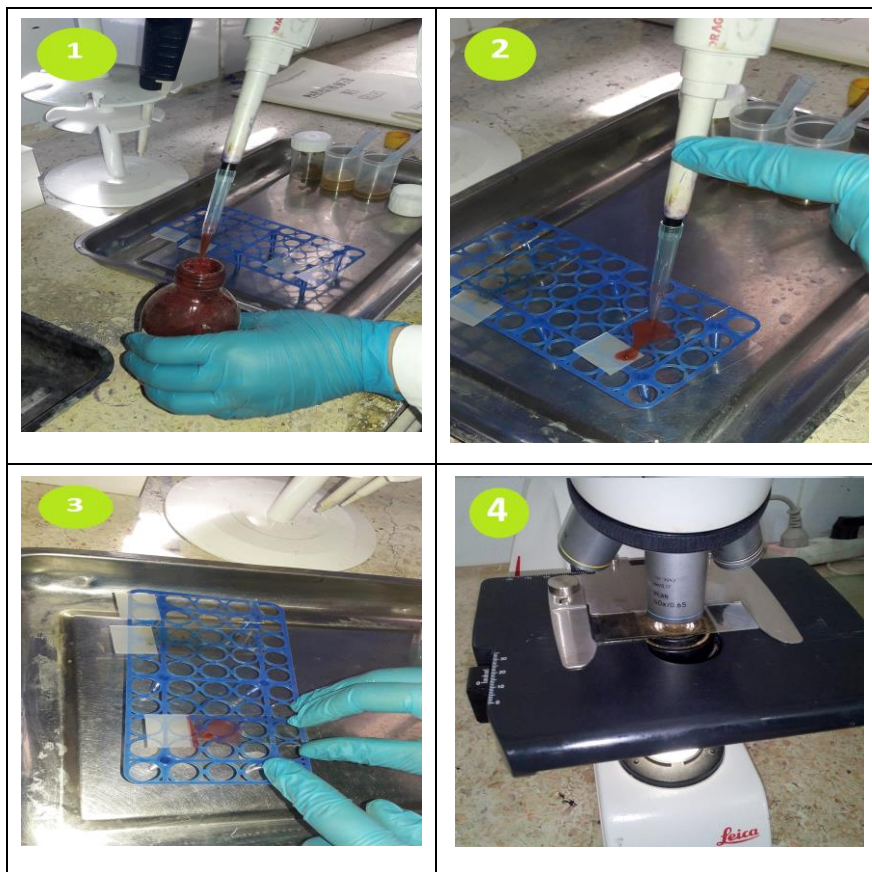


Figure 42 : Le protocole opératoire de la coloration au MIF.

(Photos prises au laboratoire de parasitologie-mycologie médicales du CHU de Tlemcen 2019/2020).

➤ **Examen direct après concentration par la technique de Ritchie simplifiée (Figure 43 de N°1 à N°6) :**

-Diluer un échantillon de selles directement dans de l'eau formolée à 10% ;

-Laisser sédimenter pendant 5 mn ;

-Tamiser et transférer le surnageant dans un tube conique (2/3 du volume totale) ;

-Ajouter un volume du volume totale d'éther ;

-Agiter rigoureusement jusqu'à l'obtention d'une émulsion homogène ;

-Centrifuger à 1500 tours/minute pendant 3 à 5 minutes ;

-Après centrifugation on obtient 4 couches (**Figure 44**) :

- Une couche superficielle d'éther coloré par les corps éthéro-solubles (graisses diverses) ;
- Une couche épaisse et adhérente aux parois du tube, contenant les résidus lipophiles ;
- Une couche de solution aqueuse faite par le formol ;
- Le culot contient les parasites, concentrés en un petit volume voire presque invisible à l'œil nu.

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

- **Lecture microscopique :**

Examiner le culot entre lame et lamelle avec une goutte de Lugol au microscope optique à l'objectif x40 avec des mouvements en zig zag.

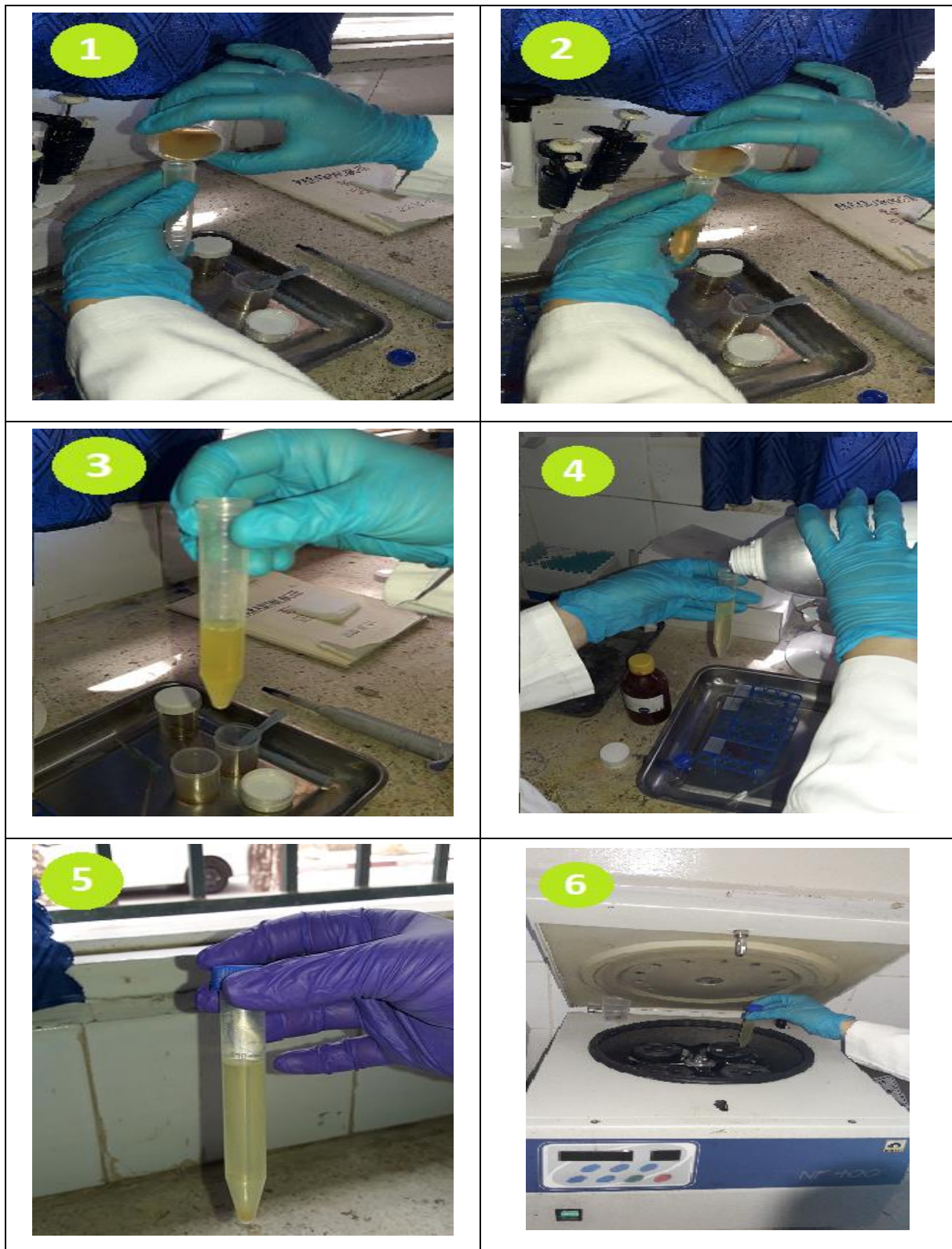


Figure 43 : Le Protocole opératoire de la technique de Ritchie.

(Photos prises au laboratoire de parasitologie-mycologie médicales du CHU de Tlemcen 2019/2020).

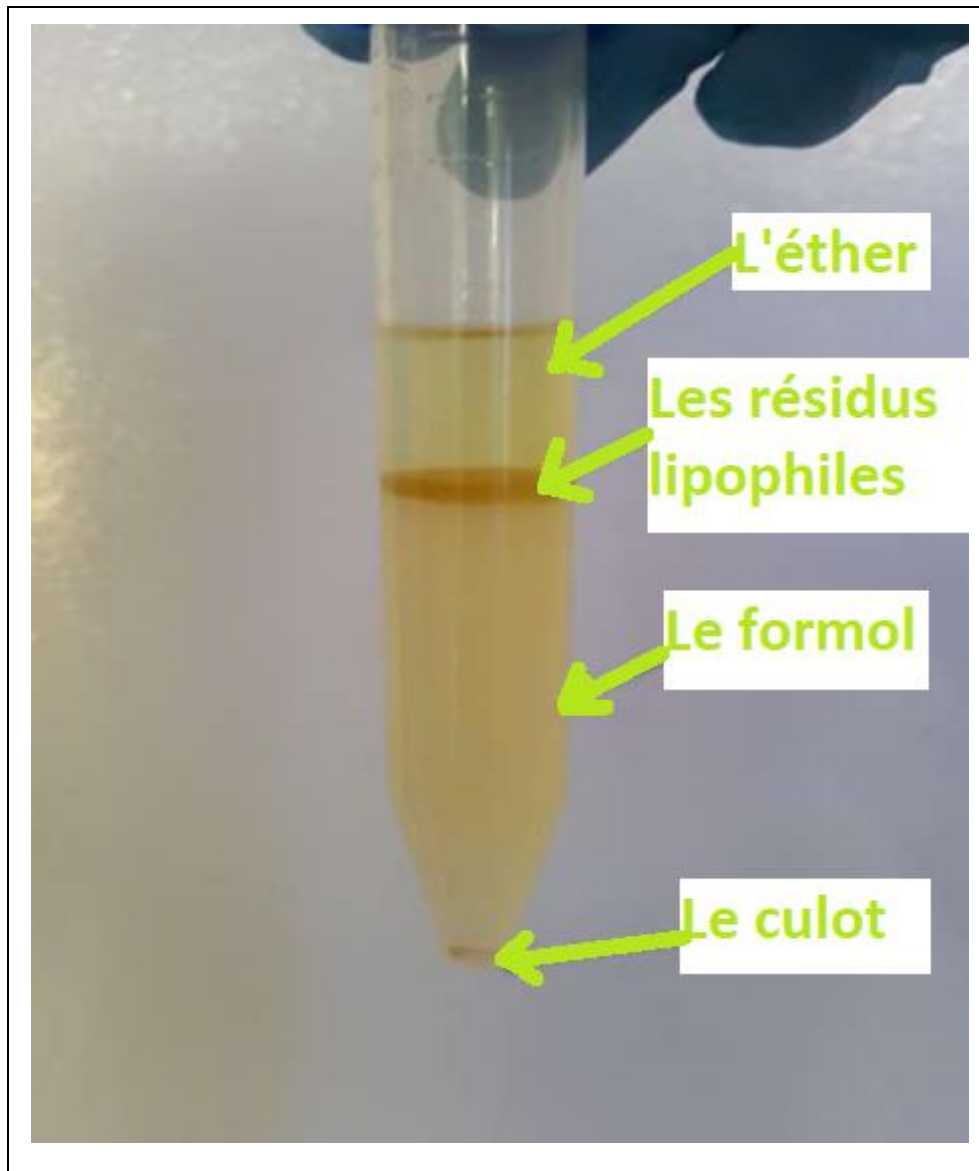


Figure 44 : Résultat de la technique de Ritchie.

(Photo prise au laboratoire de parasitologie-mycologie médicales du CHU de Tlemcen 2019/2020).

➤ **Techniques spécifiques :**

✓ **Coloration de Ziehl-Neelson modifiée :**

- **Réactifs (Annexe I).**
- **Modalités de la technique :**

- Sur une lame dégraissée, faire un frottis à partir du culot de centrifugation résultant de la technique de Ritchie ;
- Laisser sécher puis fixer à l'alcool méthylique pendant 5mn ;
- Sécher de nouveau ;
- Colorer pendant une heure dans un bain contenant une solution de fuchsine phéniquée.
- Rincer à l'eau du robinet ;
- Différencier dans une solution d'acide sulfurique à 2 % en agitant constamment pendant 20 secondes ;
- Rincer à l'eau du robinet ;
- Contre-colorer dans une solution aqueuse de vert de malachite à 5 % pendant 5 minutes ;
- Rincer à l'eau du robinet ;
- Sécher à l'air.

- **Lecture microscopique :**

Les oocystes de cryptosporidies apparaissent en rouge sur fond vert, donc ils sont faciles à repérer à l'objectif x40 et à diagnostiquer à l'immersion (objectif x100).

5 Résultats et interprétations :

5.1 Caractéristiques de la population étudiée :

Le nombre des élèves recrutés dans cette étude était de 450 enfants des deux écoles, mais seulement 178 ont été inclus dans l'étude et les 272 restants ont été exclus par manque de prélèvements pour des raisons multiples (manque de coopérations des parents d'élèves, prélèvement d'urine au lieu de selle.....).

5.1.1 Caractéristiques démographiques :

➤ Répartition selon le sexe :

La figure suivante représente la répartition des enfants étudiés selon le sexe (**Figure 45**).

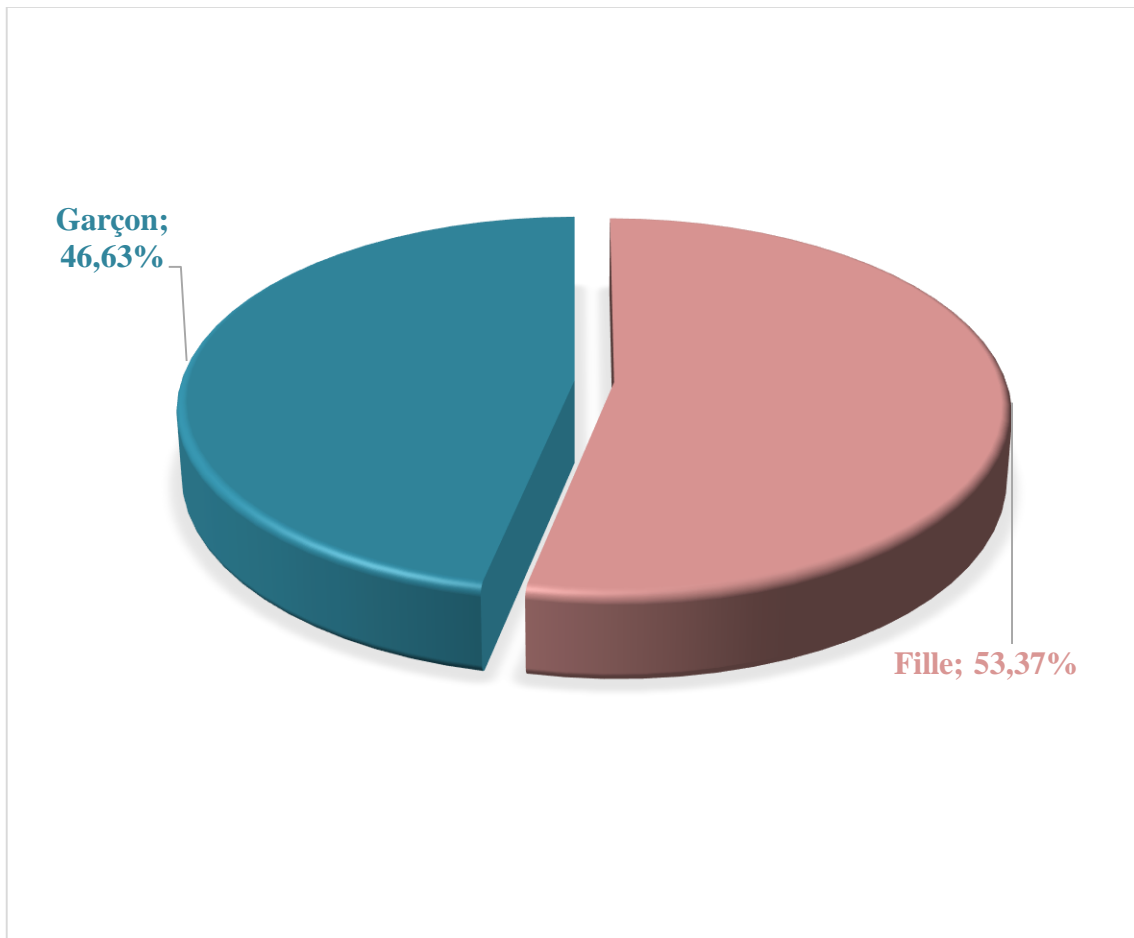


Figure 45 : Répartition de la population étudiée selon le sexe.

Sur les 178 enfants examinés, 53,37% étaient de sexe féminin soit 95 filles. Le sex-ratio était de 0,87.

➤ **Répartition selon l'âge :**

Pour définir la répartition de la population étudiée selon l'âge, nous avons réalisé le regroupement par tranche de 3 ans (**Figure 46**).

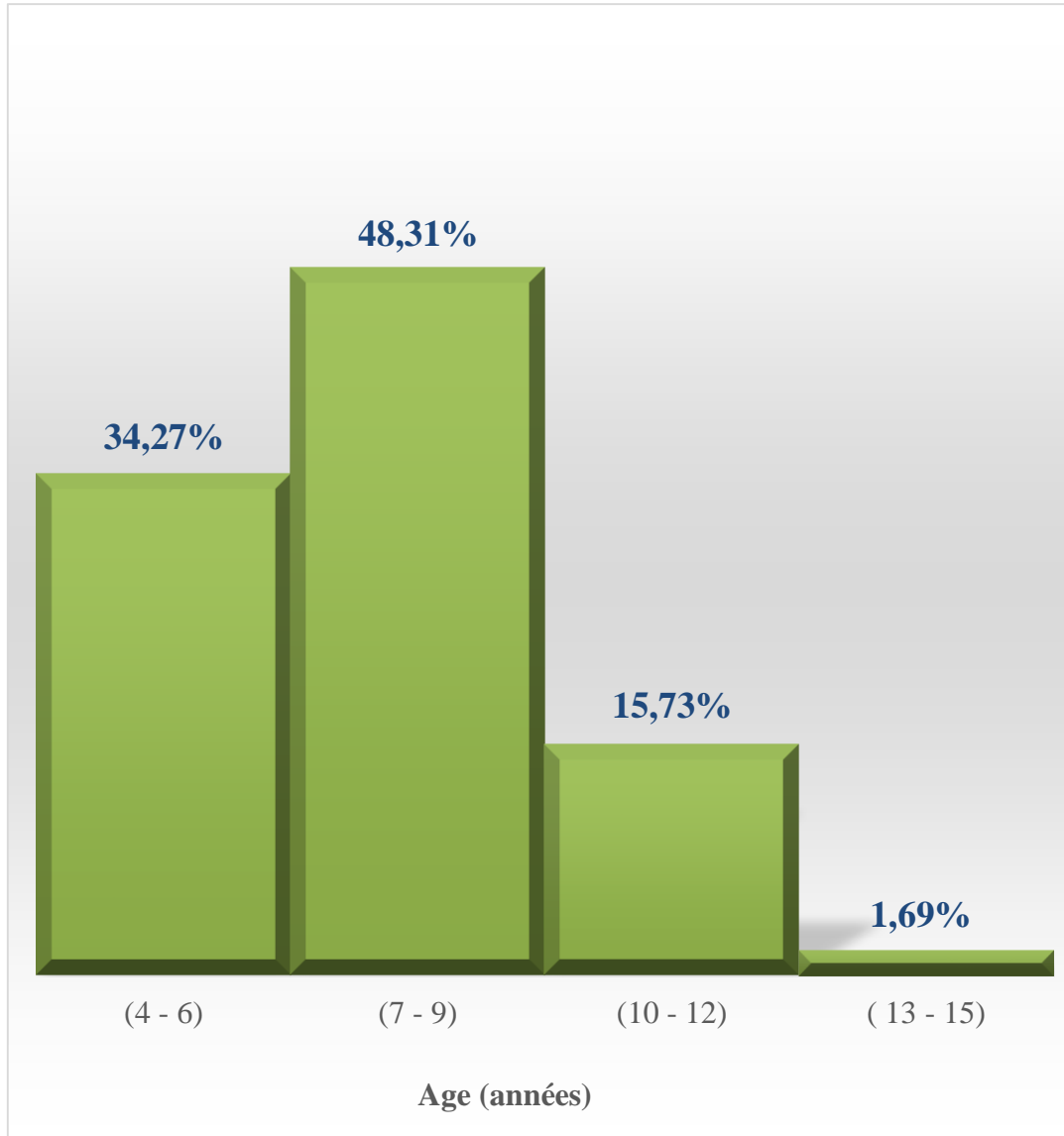


Figure 46 : Répartition de la population d'étude par tranche d'âge.

L'âge moyen des sujets était de $7,62 \pm 2,008$ ans avec des âges extrêmes de 4 à 15 ans. Les sujets âgés de 7 à 9 ans étaient les plus nombreux soit 48,31% suivi des sujets de 4 à 6 ans qui représentaient 34,27% de l'effectif.

➤ **Répartition selon le niveau scolaire :**

Le tableau suivant présente la distribution des enfants selon les différents niveaux scolaires en fonction du sexe (**Tableau XVI**) :

Tableau XVI : Répartition du niveau scolaire selon le sexe.

		Sexe		Total
		Fille	Garçon	
Niveau scolaire	prés scolaire	11	16	27
	1 ^{ere} année	22	15	37
	2 ^{ème} année	8	15	23
	3 ^{ème} année	18	8	26
	4 ^{ème} année	18	19	37
	5 ^{ème} année	18	10	28
Total		95	83	178

La participation des classes de 1^{ère} année et de 4^{ème} année est la plus élevée par rapport aux autres classes avec un taux de 20,78% pour chacune de ces deux classes (22,47% du genre féminin et 19,10% du genre masculin).

➤ **Répartition selon la situation socio-économique :**

La figure 47 donne la répartition de la population selon leur situation socio-économique.

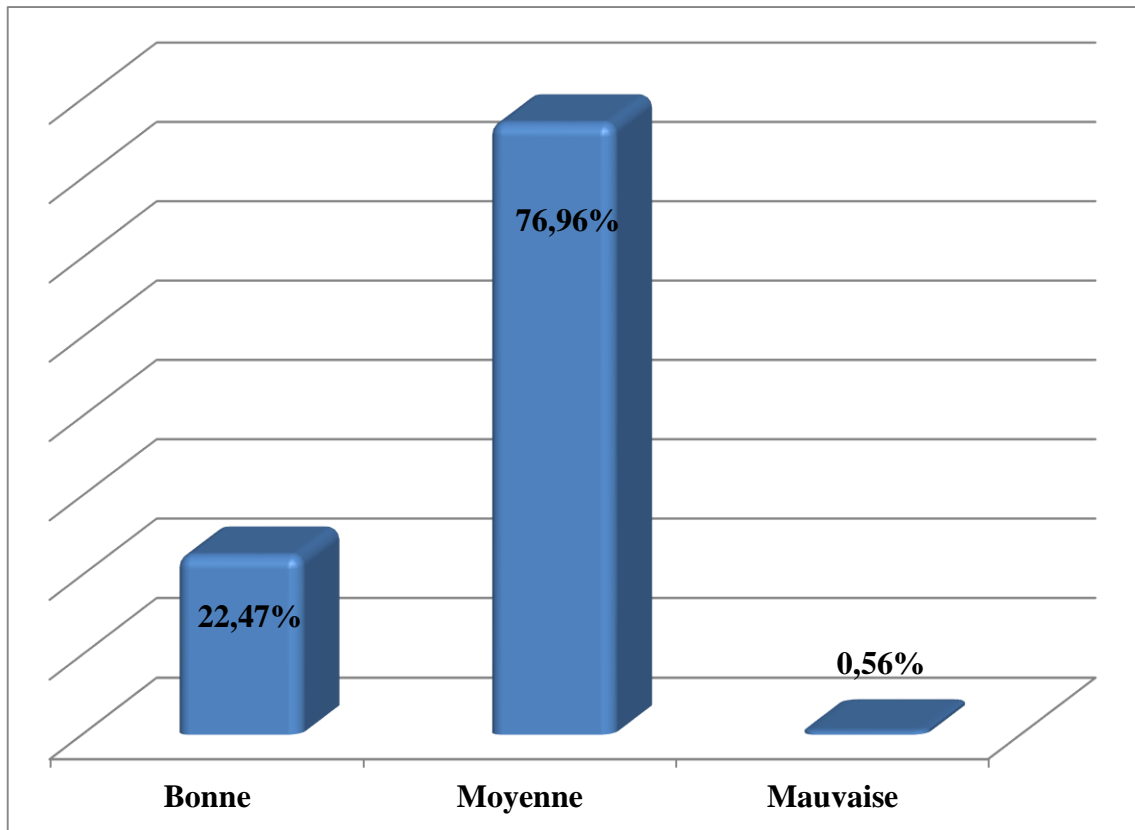


Figure 47 : Répartition de la population étudiée en fonction de la situation socio-économique.

On note une prédominance de la classe socio-économique moyenne avec un pourcentage de 76,96 %.

➤ **Répartition selon le mode de vie :**

- **Répartition de la population selon le type de la source d'eau :**

La figure 48 présente la source d'eau de la population étudiée.

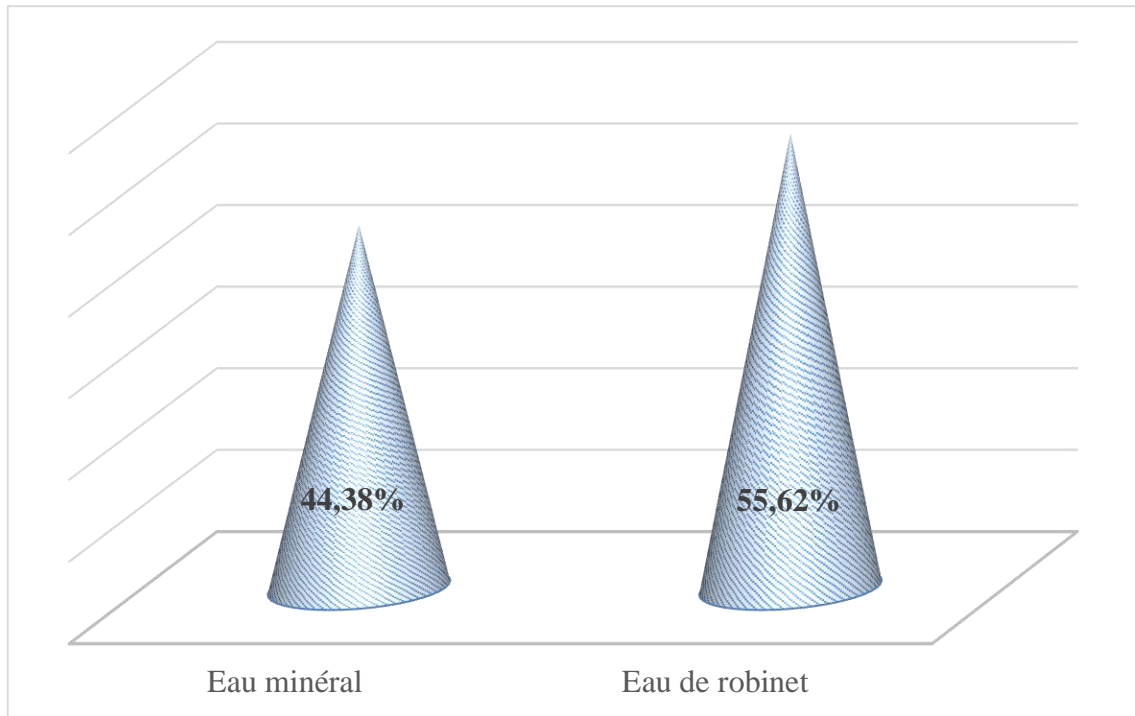


Figure 48 : La source d'eau de la population étudiée.

On remarque que 55,62 % de la population étudiée utilise l'eau de robinet.

- **Répartition de la population étudiée selon le type d'alimentation :**

La figure 49 présente le type d'alimentation des enfants scolarisés.

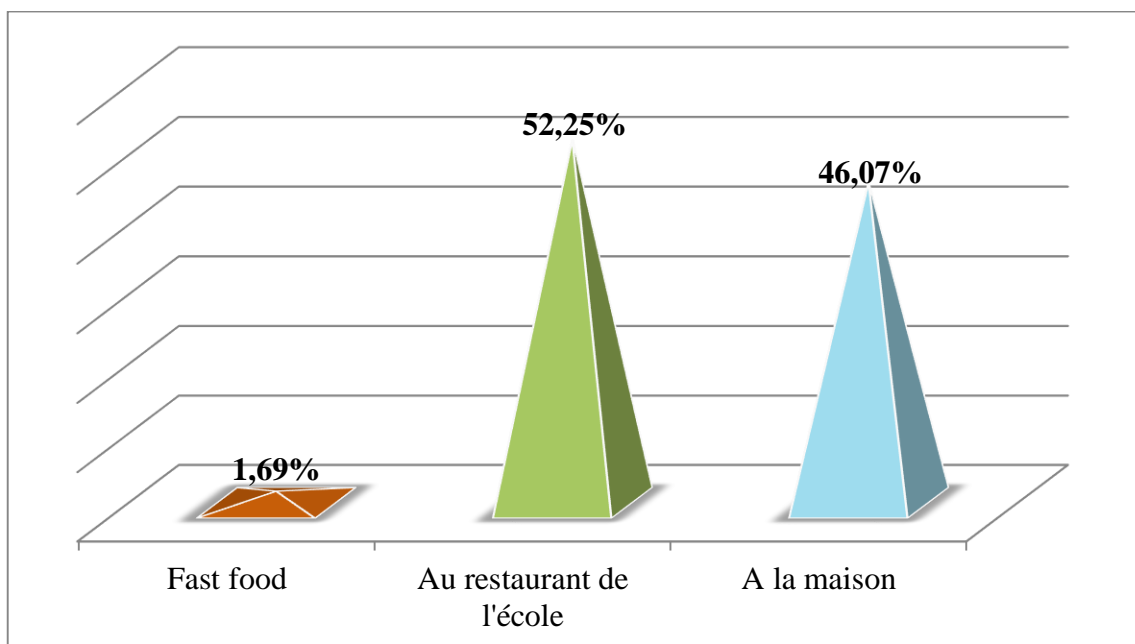


Figure 49 : Type d'alimentation des enfants scolarisés.

L'alimentation au restaurant de l'école est la plus consommée par les enfants soit 52,25 % par rapport au Fast Food.

5.1.2 Caractéristiques cliniques :

➤ Fréquence de la symptomatologie clinique :

Le graphe ci-dessous présente la répartition des enfants selon la présence ou non de symptomatologie clinique (**Figure 50**).

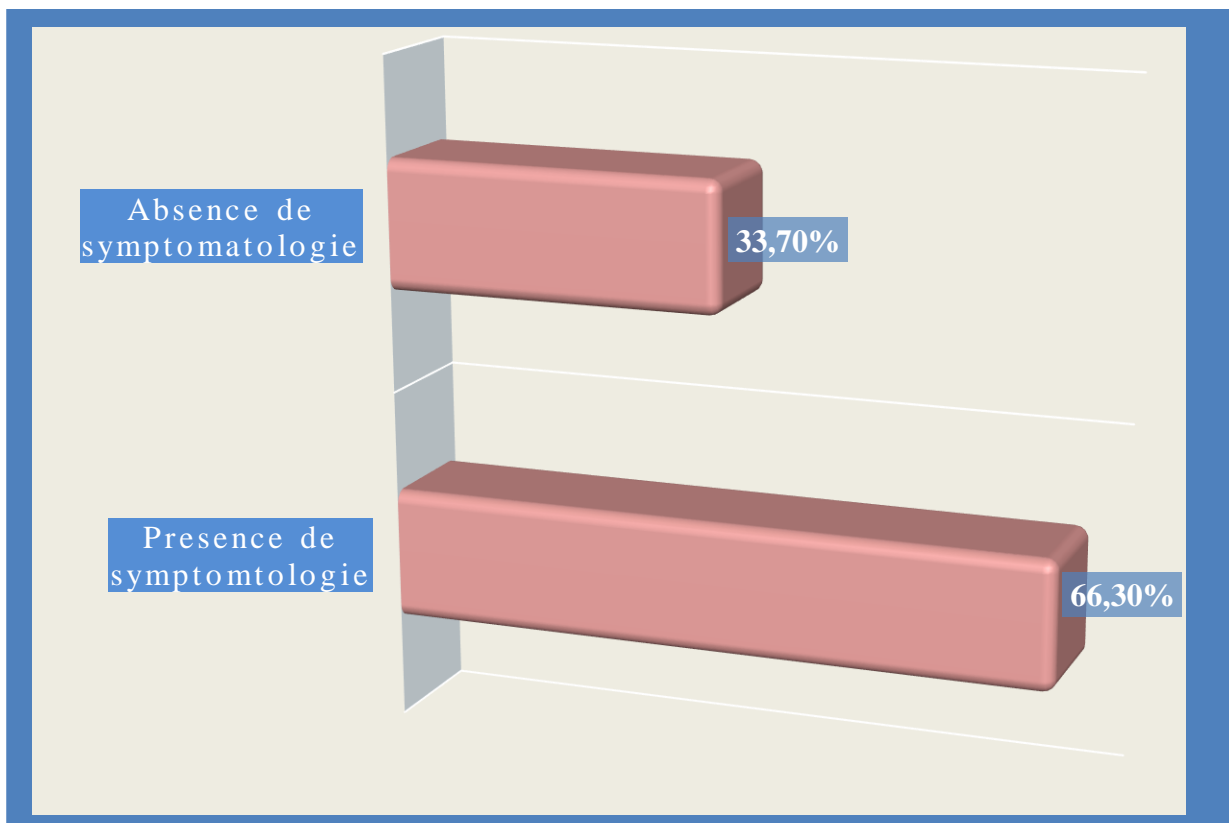


Figure 50 : Fréquence de la présence ou non de symptômes cliniques chez les écoliers.

D'après ces résultats, on note que 66,3% des enfants examinés présentaient des symptômes cliniques.

➤ **Principaux symptômes cliniques à l'enrôlement :**

La figure 51 donne les différents symptômes cliniques à l'enrôlement.

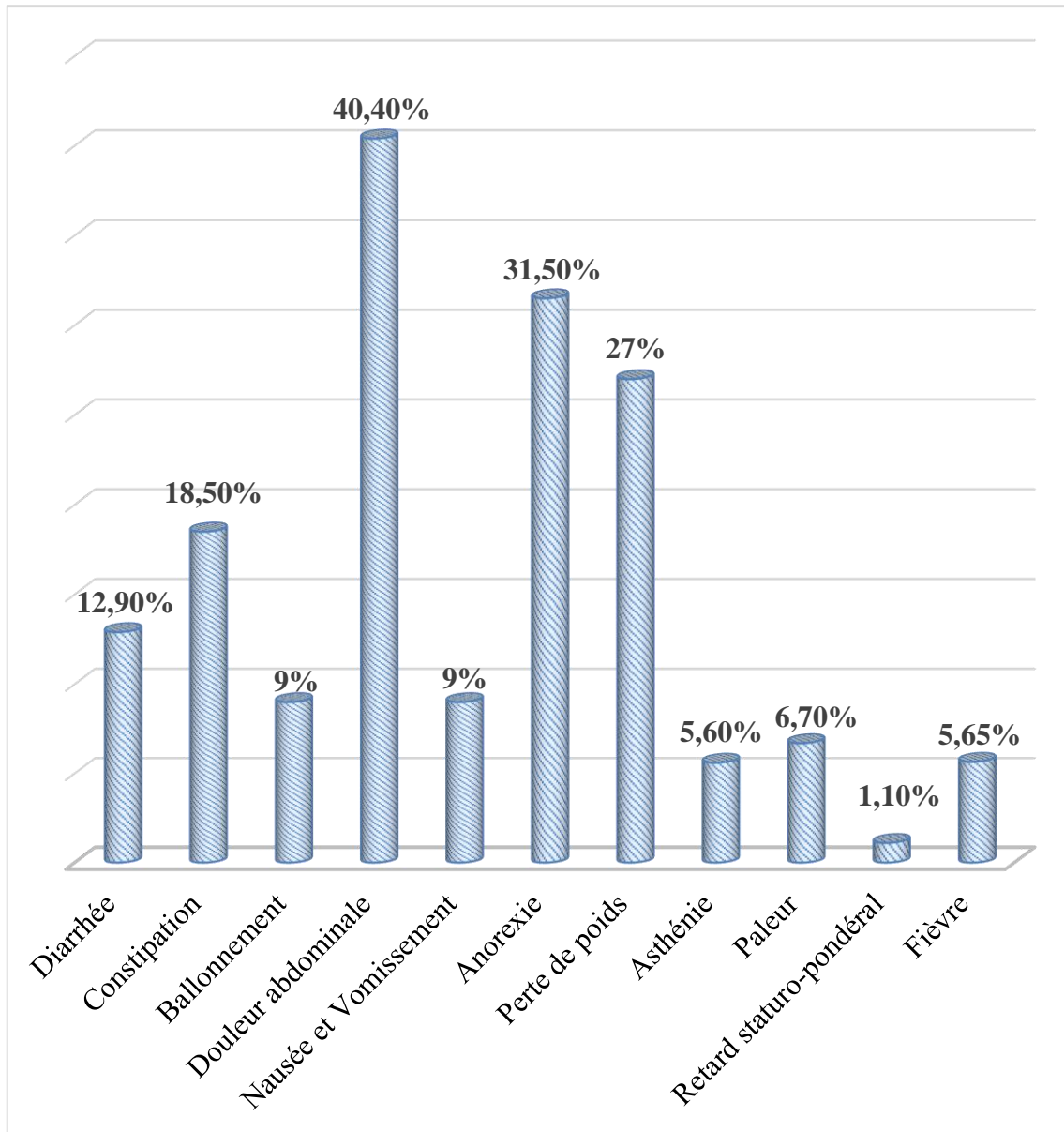


Figure 51 : Répartition des enfants selon les symptômes cliniques.

D'après cet histogramme, on remarque que les douleurs abdominales et l'anorexie étaient les symptômes les plus fréquemment retrouvés chez ces enfants.

5.1.3 Fréquence des protozooses intestinales :

Le résultat global des examens parasitologiques des selles est cité sur le secteur suivant (**Figure 52**).

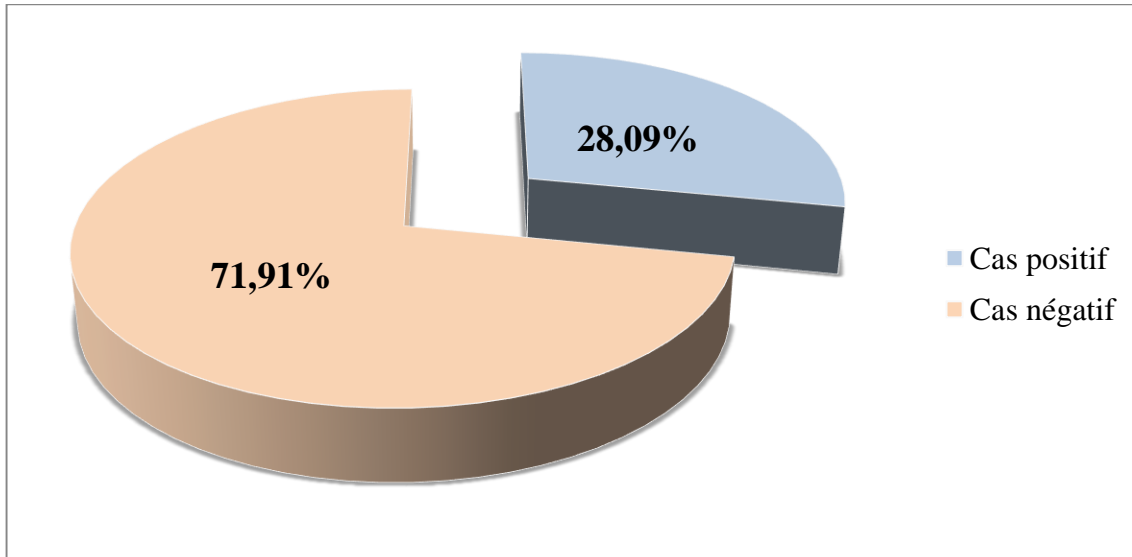


Figure 52 : Fréquence globale des protozooses intestinales chez les enfants examinés.

L'examen parasitologique des selles est revenu positif pour 50 enfants soit une fréquence de 28,09 % alors que 71,91 % était négatif.

➤ Fréquence des protozooses intestinales selon l'examen direct :

L'histogramme suivant montre le taux de positivité de l'EPS selon l'examen direct (**Figure 53**).

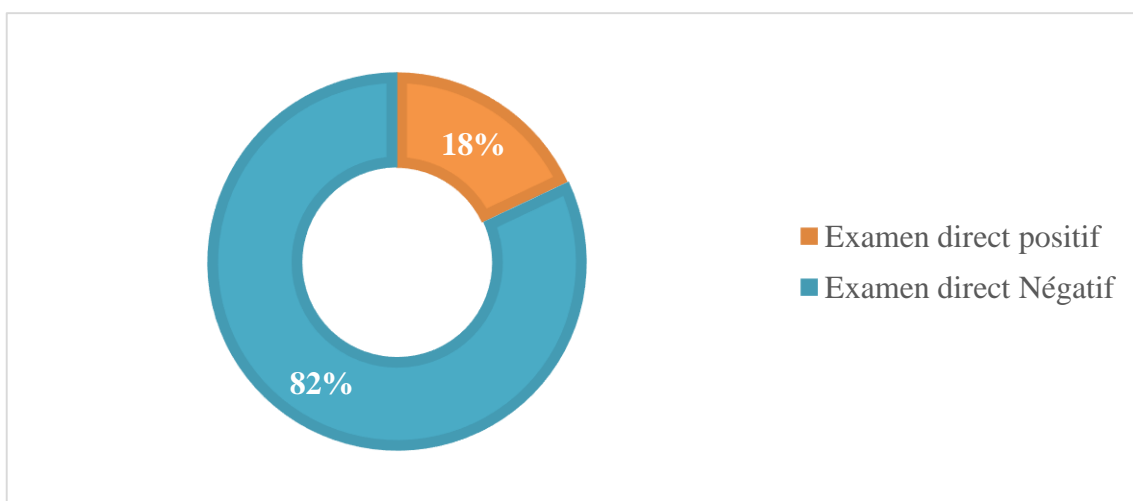


Figure 53 : Fréquence des protozooses intestinales selon l'examen direct.

Selon ces résultats, on note que 18% des enfants examinés étaient positifs et 82% d'entre eux étaient négatifs.

➤ **Fréquence de l'emploi du test de Ritchie :**

Le graphe suivant montre la proportion de l'application du test de Ritchie chez les écoliers (**Figure 54**).

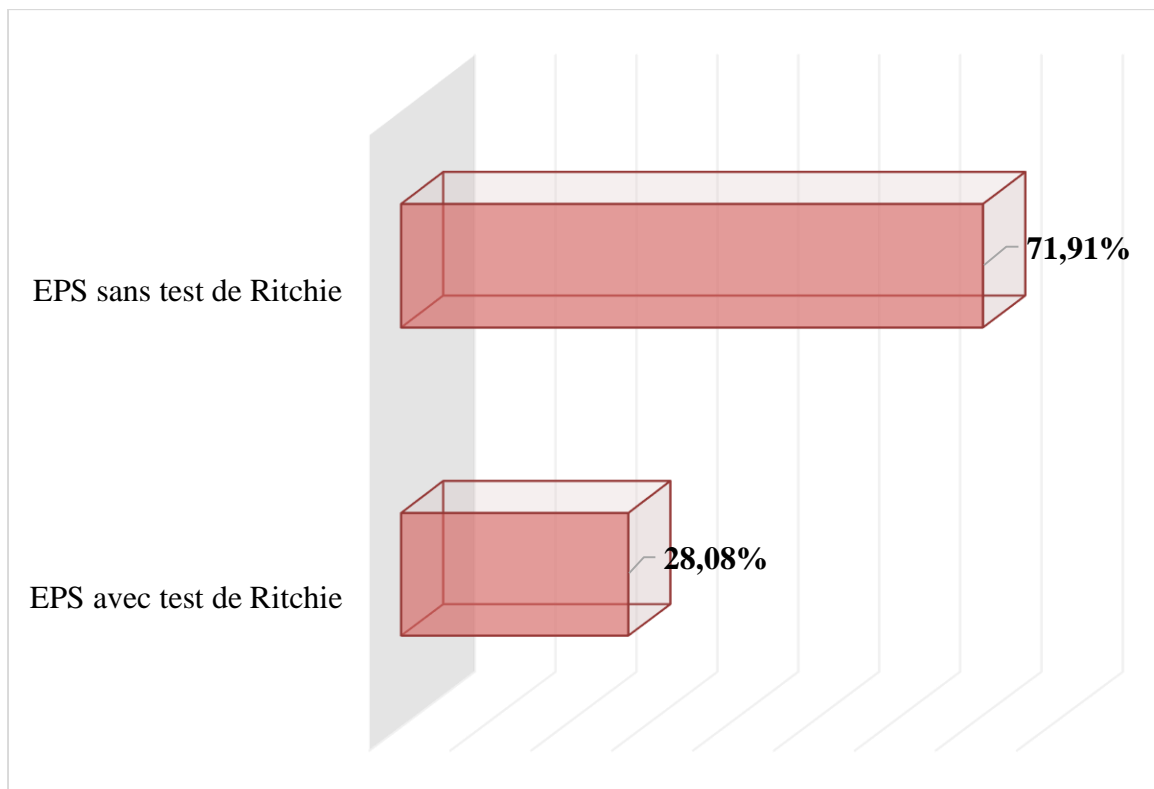


Figure 54 : Fréquence de l'EPS selon l'emploi ou non de l'examen de Ritchie.

Au cours de notre travail, on pouvait faire le test de Ritchie seulement chez 28,08% des écoliers examinés.

➤ **Fréquence des protozooses intestinales selon l'examen de Ritchie :**

La figure ci-dessous montre la positivité des résultats selon la technique de Ritchie (**Figure 55**).

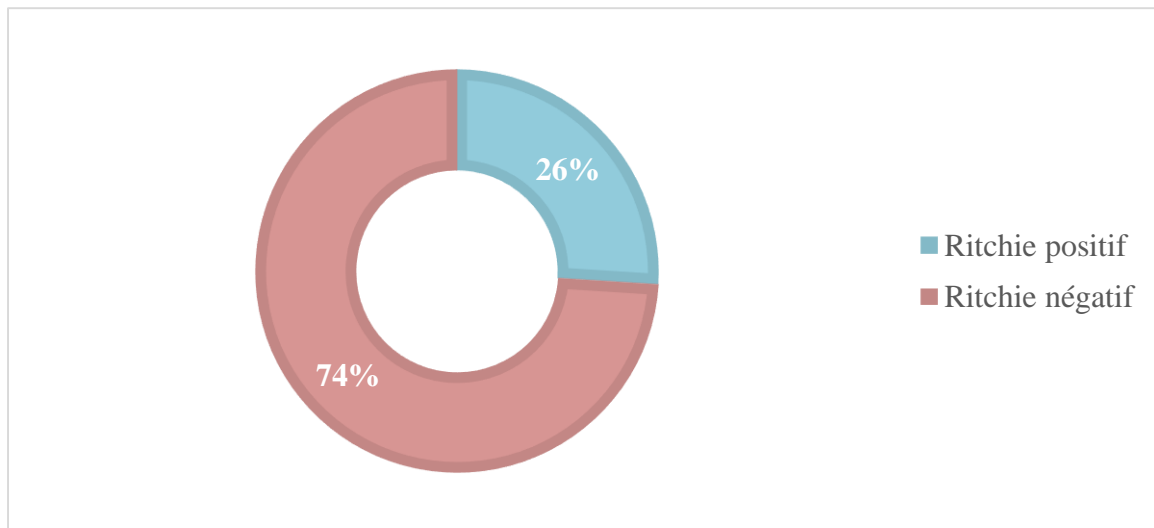


Figure 55 : Fréquence des protozooses intestinales selon la technique de Ritchie.

Sur les 50 échantillons de selles examinées par la technique de Ritchie ; on a révélé une positivité dans 26% des enfants infestés.

5.1.3.1 Variation de la fréquence globale des protozooses intestinales :

➤ Selon le sexe :

Le tableau suivant indique la répartition des cas positifs selon le sexe (**Tableau XVII**) :

Tableau XVII : Fréquence des protozooses intestinales selon le sexe.

Sexe	Effectifs	Pourcentage(%)	Sex-Ratio
Filles	27	54	0,85
Garçons	23	46	
Totale	50	100	

D'après les résultats retrouvés dans le tableau N°XVIII, on peut dire que la proportion des cas positifs chez le sexe masculin est presque la même que le sexe féminin avec une légère augmentation chez ce dernier, soit un sex-ratio de 0,85.

Il n'y a pas une variation significative entre le parasitisme et les deux sexes ($P=0,916$).

➤ **Selon l'âge :**

La distribution des enfants infestés selon l'âge est illustrée dans l'histogramme suivant (**Figure 56**).

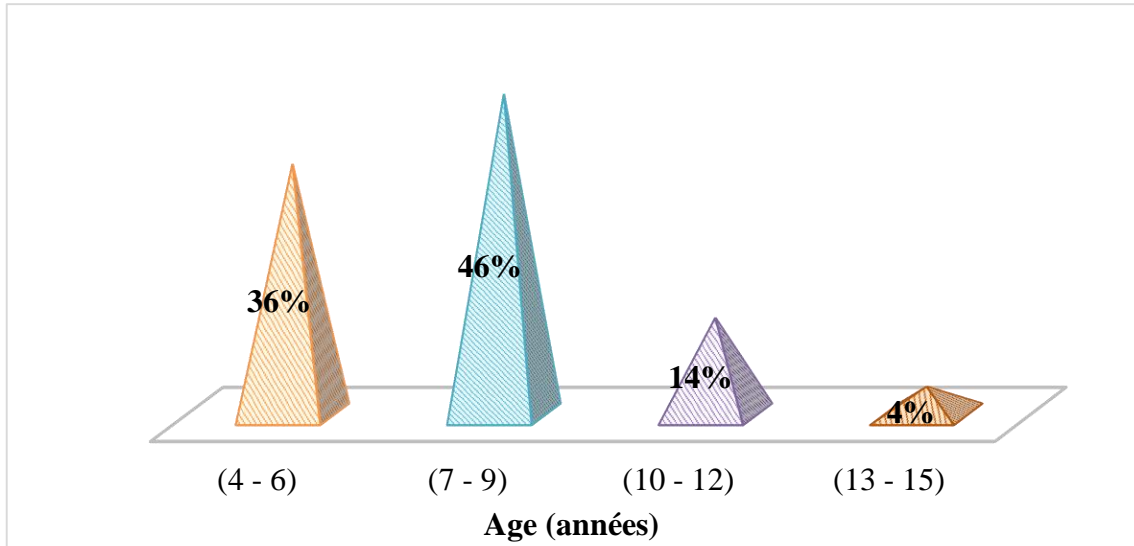


Figure 56 : Répartition des cas positifs selon les tranches d'âge.

On remarque que l'infestation diminue inversement à l'âge en passant de 82% chez les enfants âgés de 4 à 9 ans à 4% chez les enfants de 13 à 15 ans.

➤ **Selon le statut immunitaire :**

Le diagramme suivant présente la proportion des cas positifs selon le statut immunitaire (**Figure 57**).

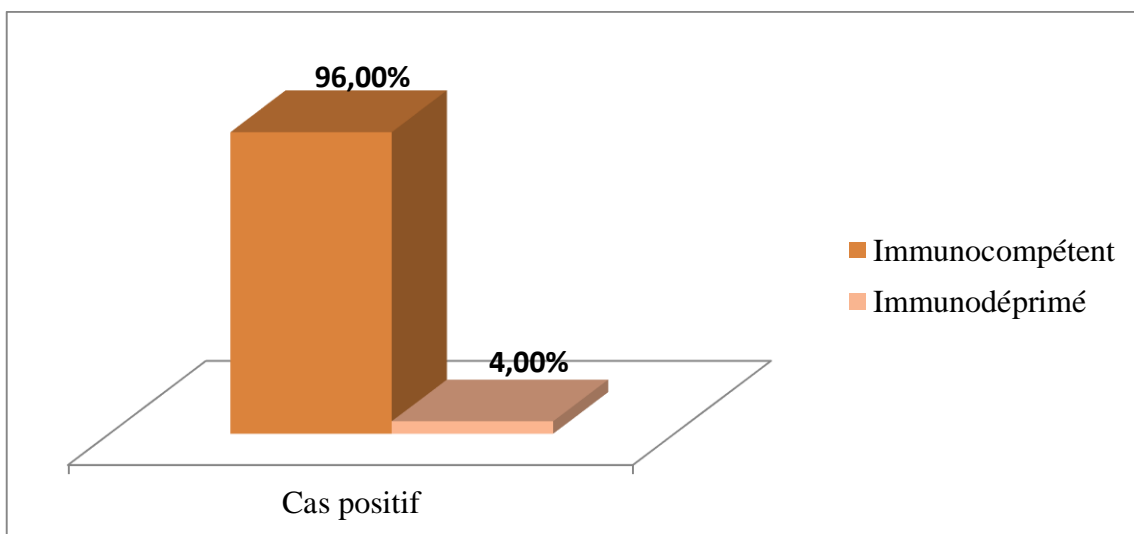


Figure 57 : Répartition des enfants infestés selon le statut immunitaire.

On constate que sur les 50 enfants infestés, 96 % étaient immunocompétents donc presque la majorité des cas.

➤ **Selon la symptomatologie :**

Les différents signes cliniques perçus chez les cas positifs sont montrés par la figure 58 :

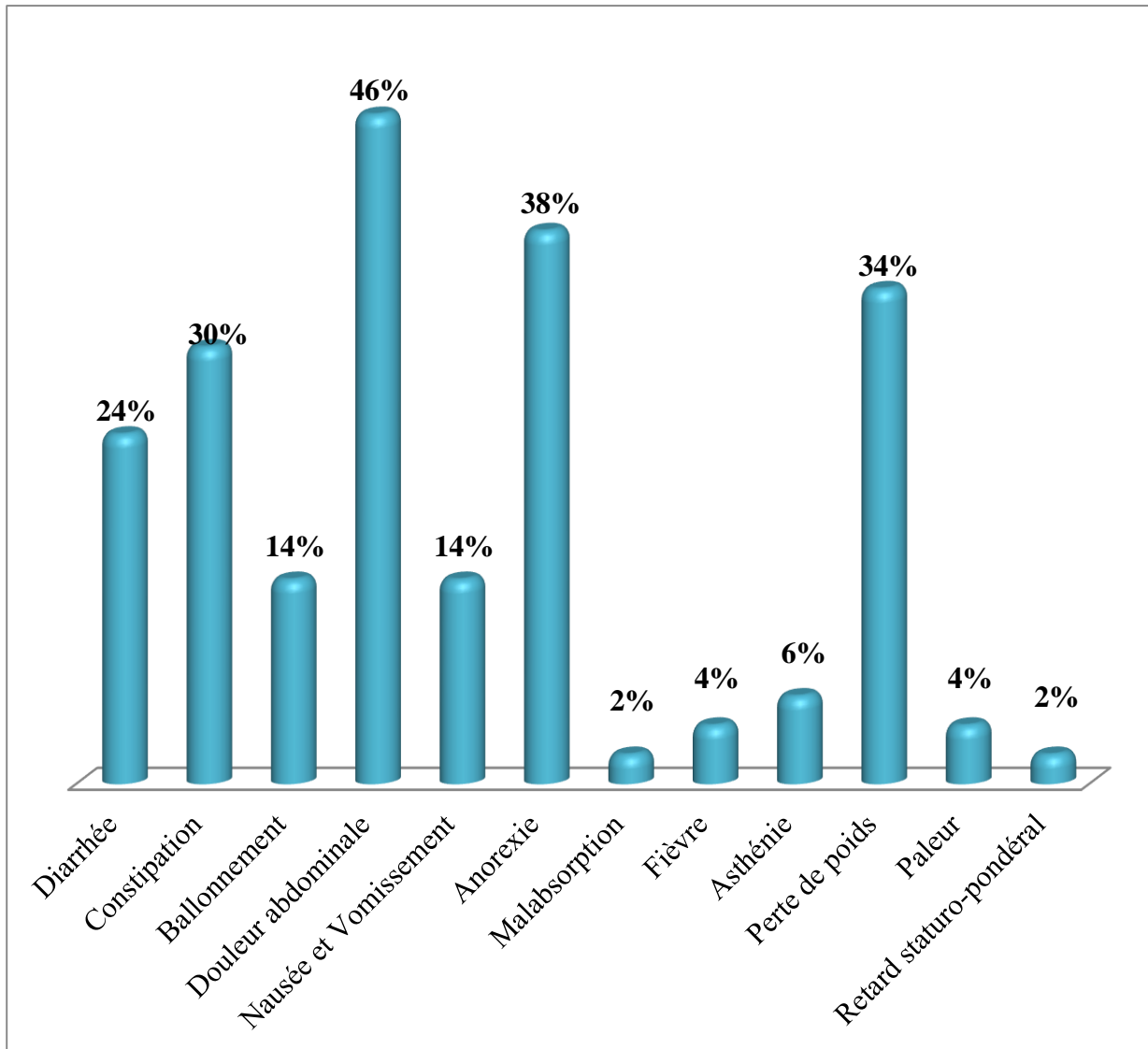


Figure 58 : Répartition des cas positifs selon les symptômes cliniques.

Parmi les 50 enfants infestés, 46 % présentant des douleurs abdominales et 38 % une anorexie alors que le retard staturo-pondéral et la malabsorption étaient exprimés dans 2 % des cas.

On a trouvé qu'il y a une association significative entre le parasitisme intestinal, les diarrhées et les constipations ($P= 0,006$ et $P= 0,01$ respectivement).

Pour les autres symptômes cliniques ; il n'y a pas une association significative avec l'infestation ($P= 0.349$).

➤ **Selon les maladies associées :**

Les barres ci-dessous montrent la répartition des cas positifs selon existence ou non d'une maladie associée (**Figure 59**).

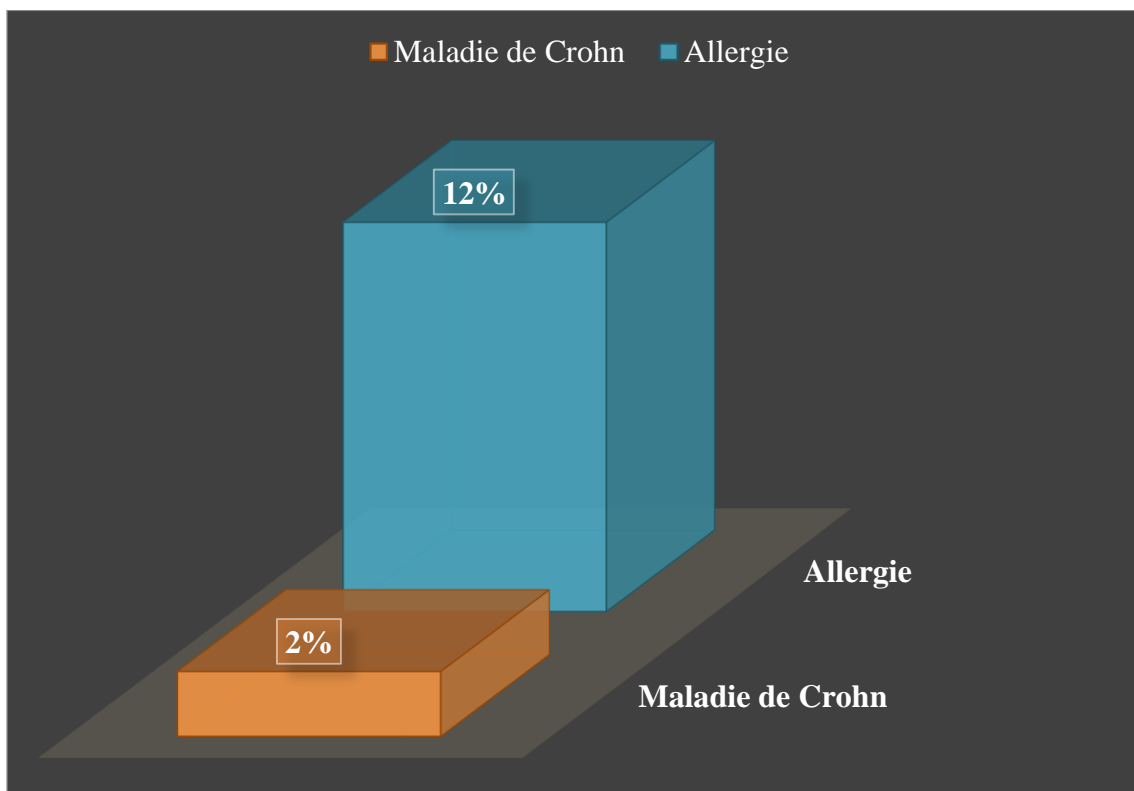


Figure 59 : Répartition des enfants infestés selon la maladie associée.

Sur l'ensemble des enfants infestés, on note que 12% présentait une allergie et seulement 2% la maladie de Crohn, le reste des élèves ne présentaient aucune pathologie associée.

➤ **Selon l'aspect des selles :**

La figure suivante présente l'aspect de selles chez les enfants infestés (**Figure 60**).

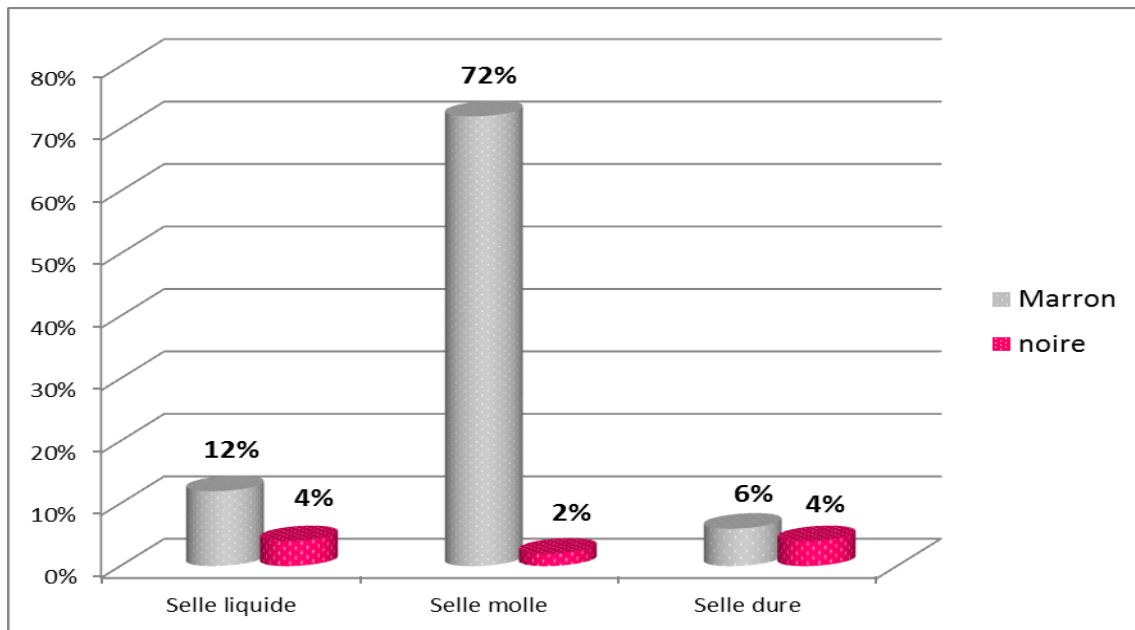


Figure 60 : Répartition des cas positifs selon l'aspect des selles.

A l'examen macroscopique, l'aspect des selles était dominé par l'aspect molle et marron soit 72% des enfants infestés.

➤ **Selon les espèces parasitaires isolées :**

Les différentes espèces parasitaires retrouvées par l'EPS sont représentées par la figure suivante (**Figure 61**) :

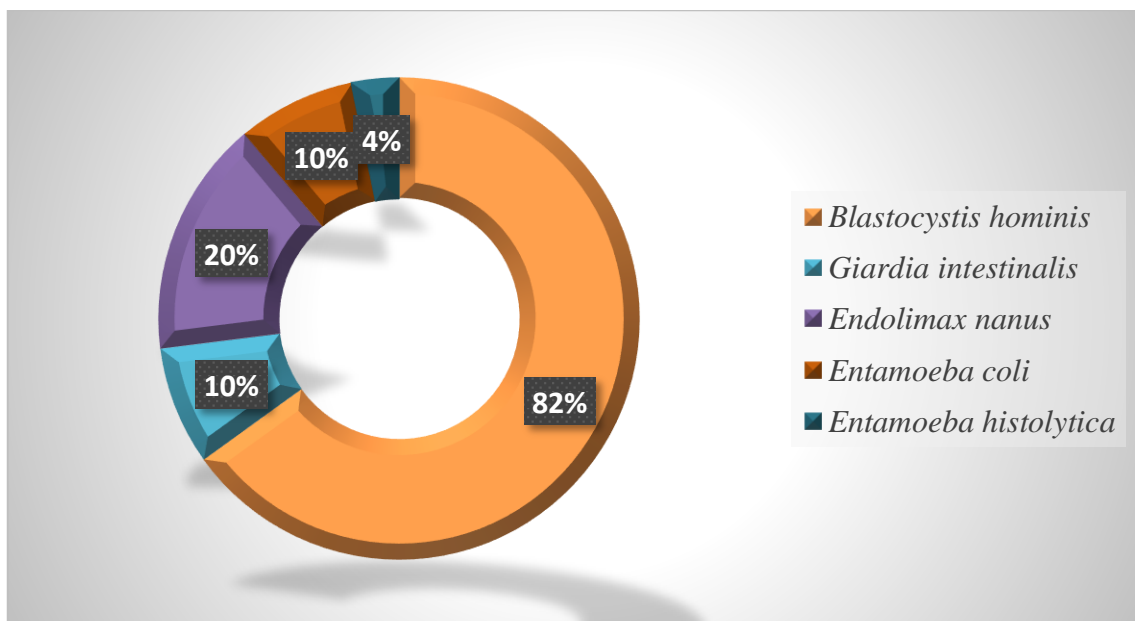


Figure 61 : Répartition des espèces parasitaires isolées par l'EPS.

Le diagnostic parasitologique a permis d'isoler 5 espèces parasitaires différentes dont l'espèce de *Blastocystis hominis* était la plus fréquente (82%) suivie d'*Endolimax nanus* (20%), *Giardia intestinalis* (10%) et *Entamoeba coli* (10%) et *Entamoeba histolytica* (4%).

✚ Les différentes formes parasitaires retrouvées :

Les différentes formes des protozoaires qu'on a retrouvées au cours de ce travail sont citées dans les figures suivantes (Figure 62-71) :

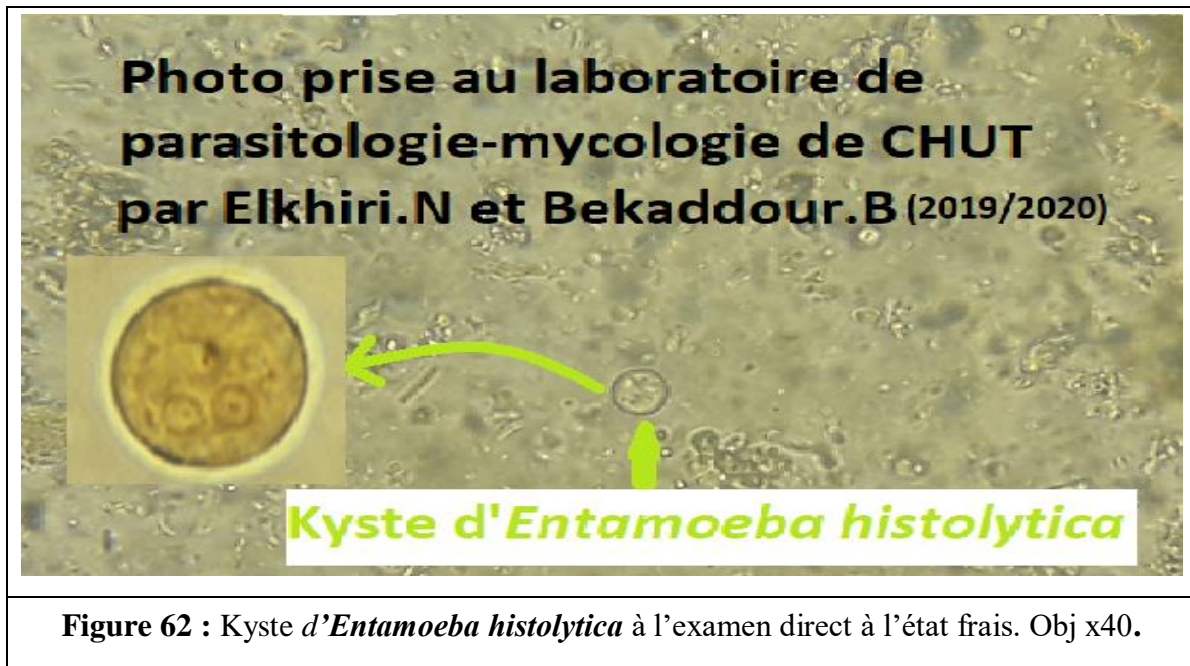


Figure 62 : Kyste d'*Entamoeba histolytica* à l'examen direct à l'état frais. Obj x40.

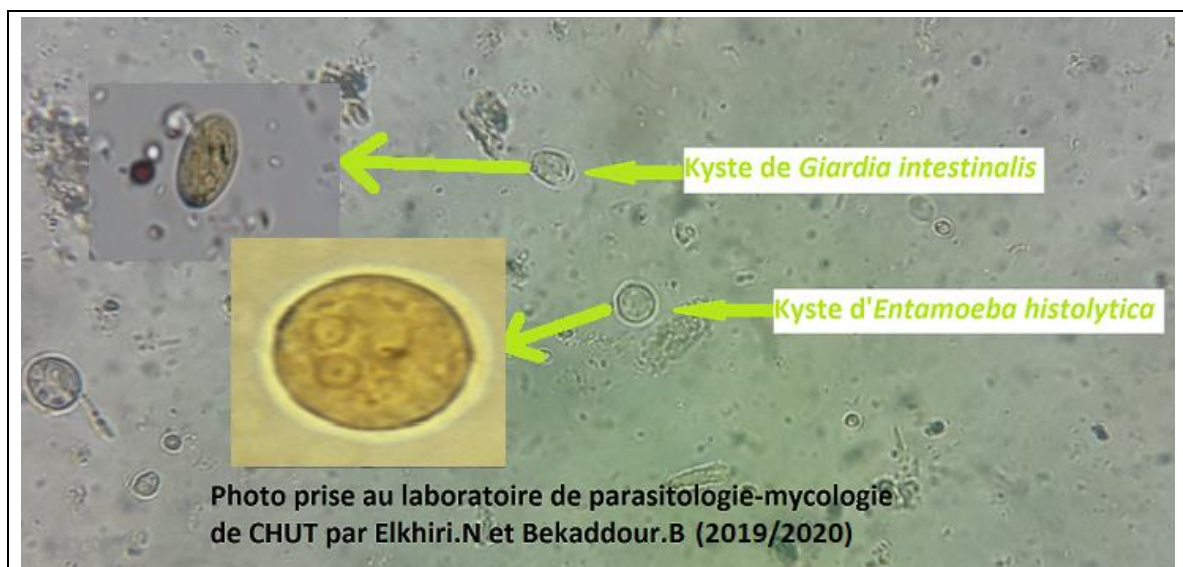
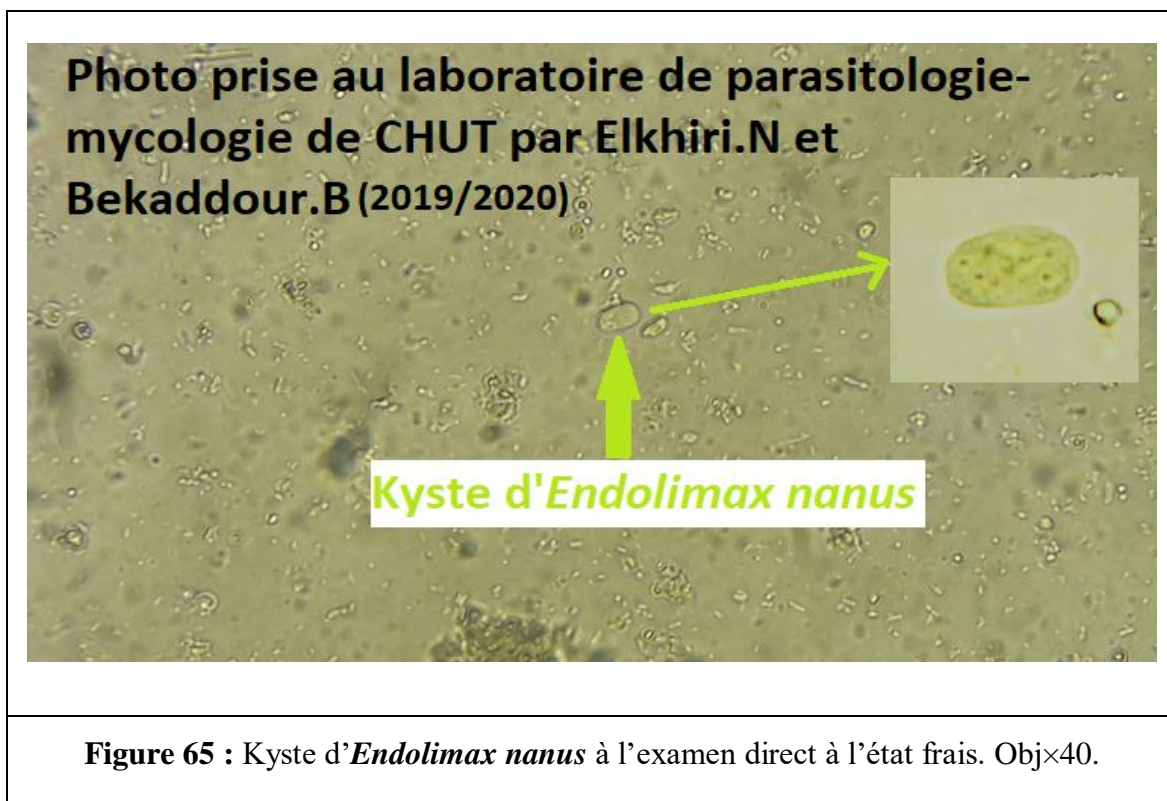
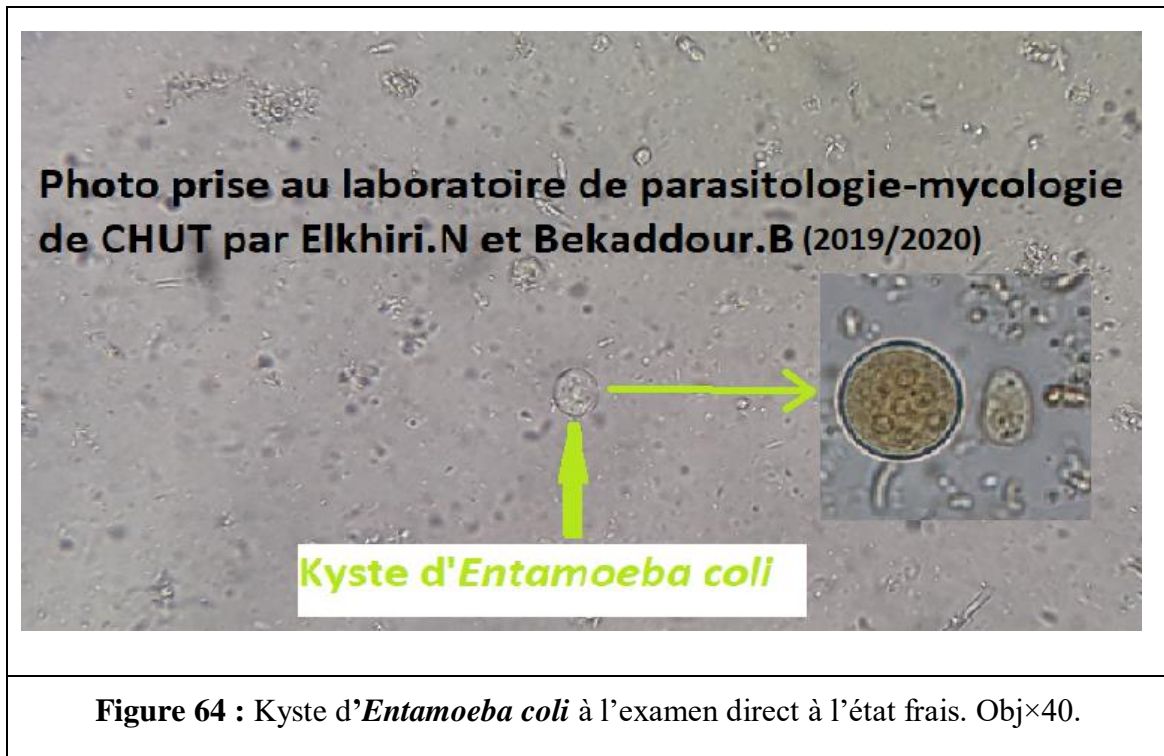


Figure 63 : Association du Kyste d'*Entamoeba histolytica* et *Giardia intestinalis* à l'état frais. Obj×40.



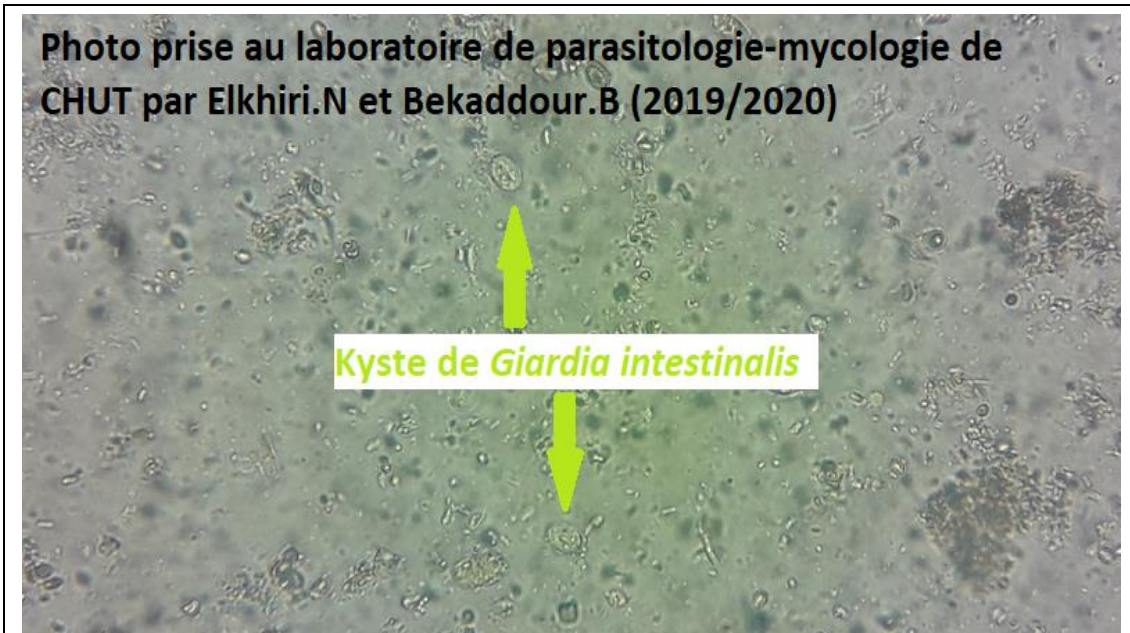


Figure 66 : Kyste de *Giardia intestinalis* à l'examen direct à l'état frais. Obj×40.



Figure 67 : Kyste de *Giardia intestinalis* coloré au Lugol. Obj x40.

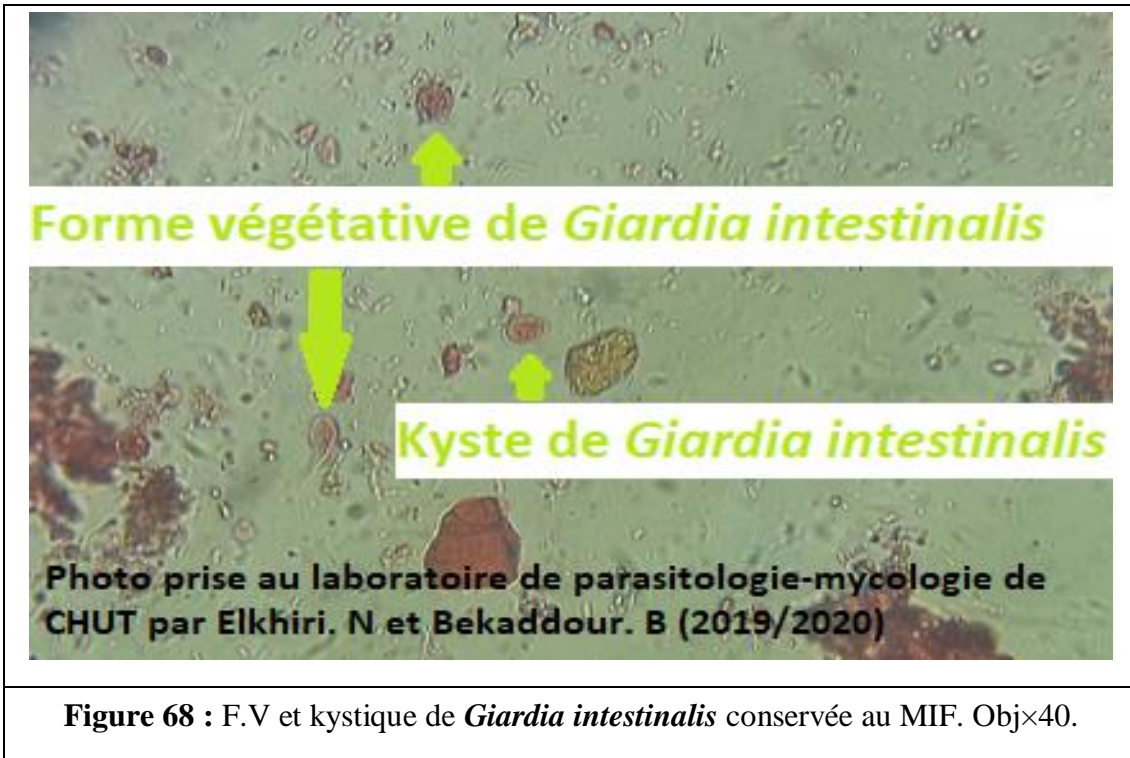


Figure 68 : F.V et kystique de *Giardia intestinalis* conservée au MIF. Obj×40.

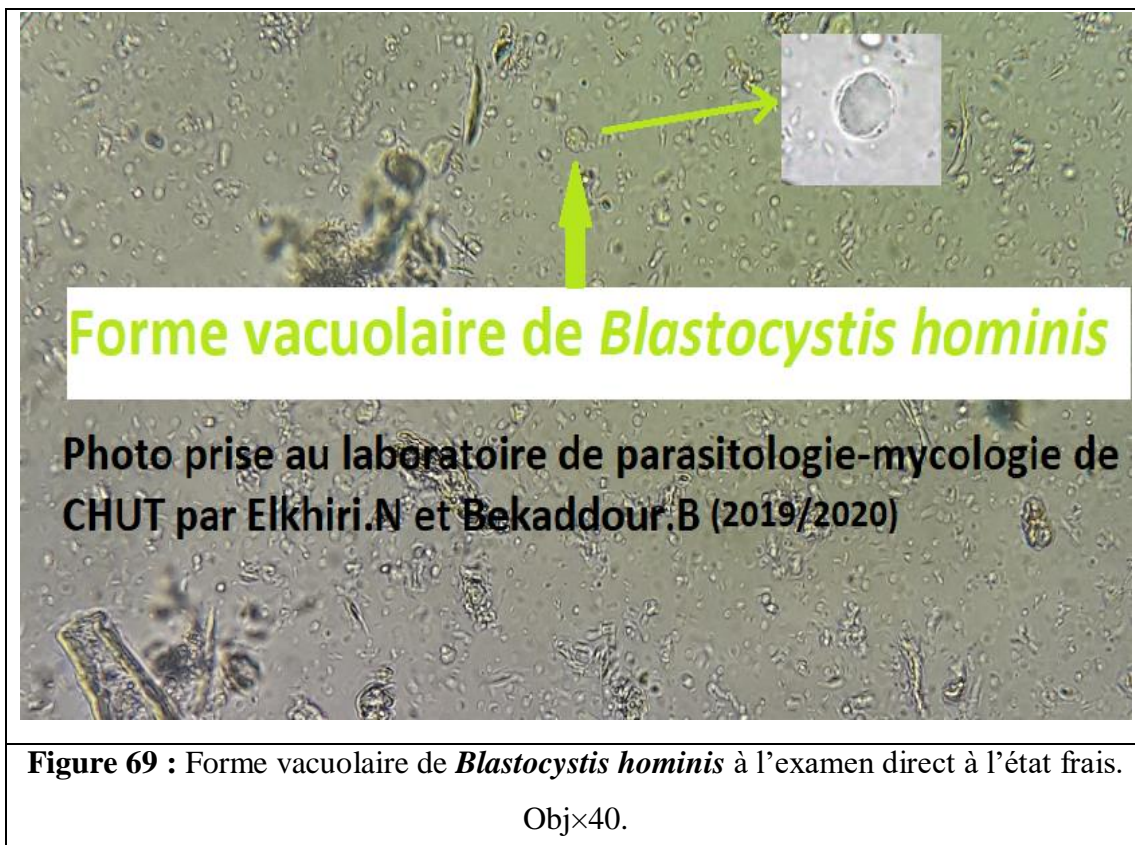


Figure 69 : Forme vacuolaire de *Blastocystis hominis* à l'examen direct à l'état frais.

Obj×40.

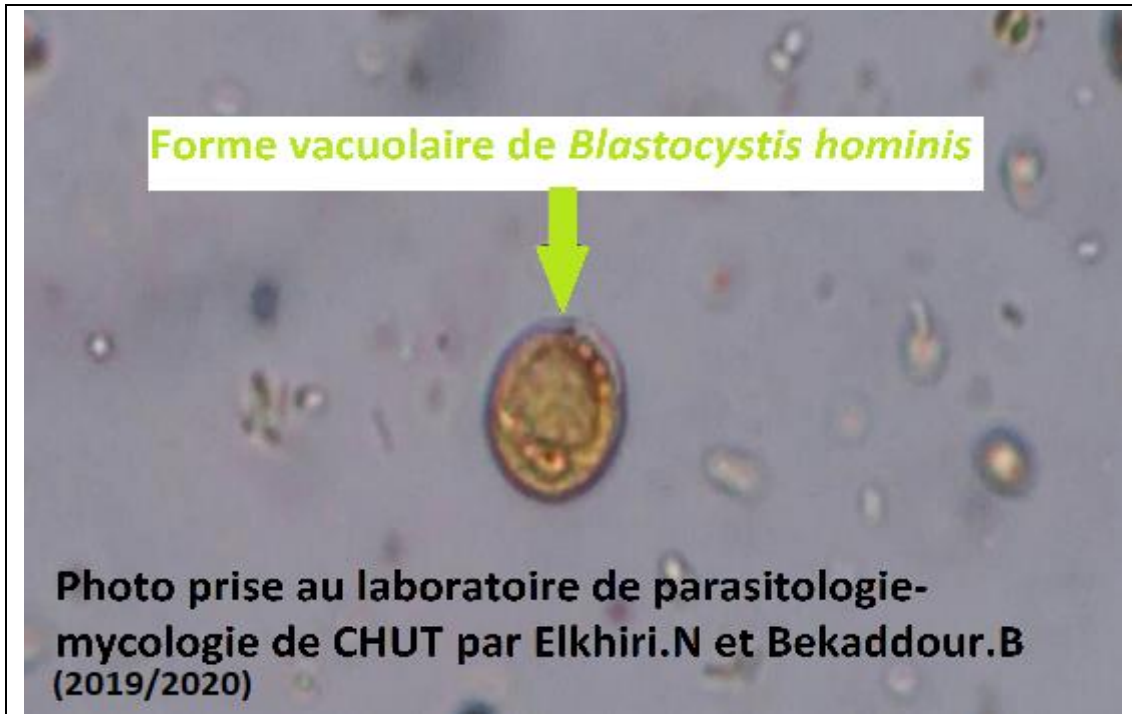


Figure 70 : Forme vacuolaire de *Blastocystis hominis* coloré au Lugol. Obj×40.

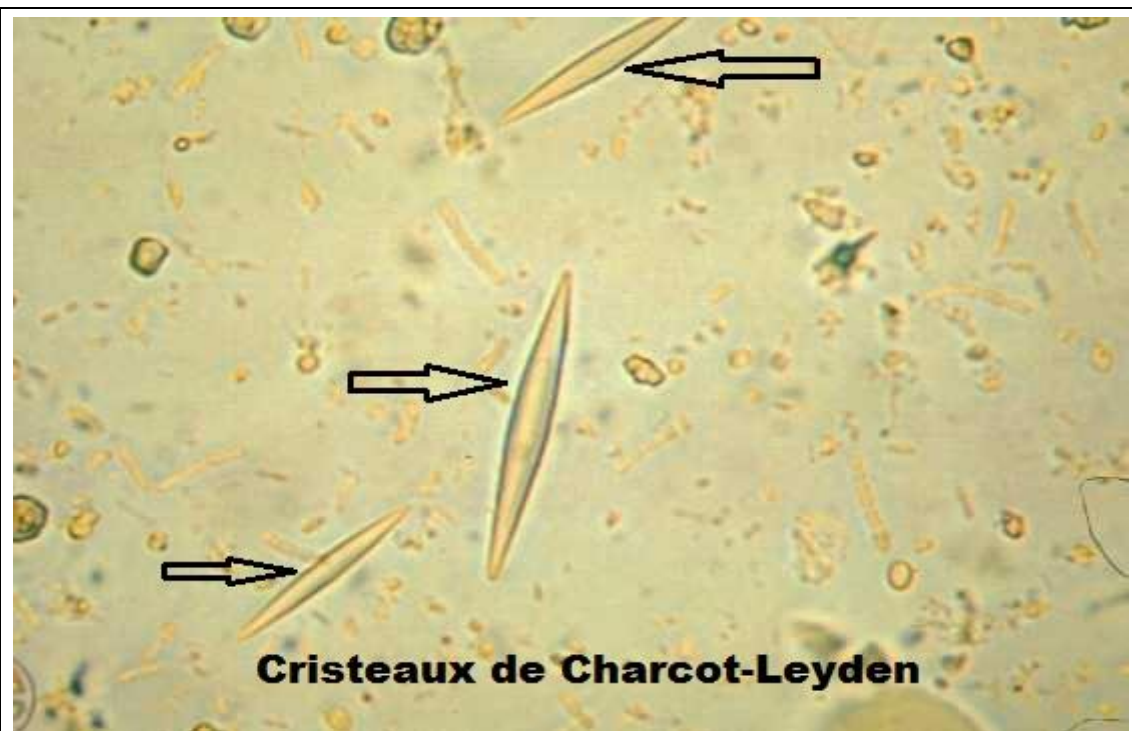


Figure 71 : Cristaux de Charcot-Leyden à l'examen direct à l'état frais. Obj× 40.

➤ **Répartition des espèces parasitaires isolées selon l'examen direct :**

La figure ci-dessous montre la répartition en termes de cinq espèces parasitaires différentes selon l'examen direct (**Figure 72**).

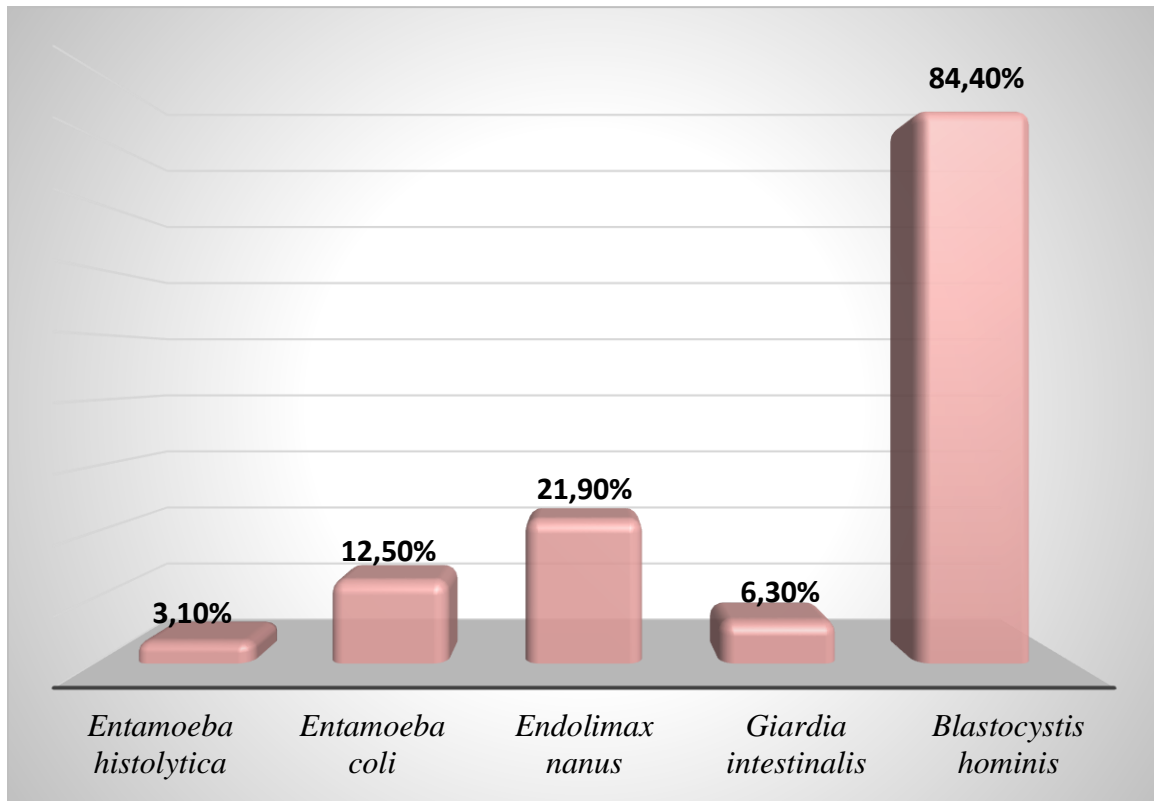


Figure 72 : Répartition des espèces parasitaires isolées par l'examen direct.

Selon ce graphe on remarque que *Blastocystis hominis* est le parasite le plus répandu avec un pourcentage de 84,4%, suivi par *Endolimax nanus* avec un taux de 21,9%, on note que 3,1% des cas positifs étaient parasités par *Entamoeba histolytica*.

➤ **Répartition des espèces parasitaires isolées par la technique de Ritchie :**

Le graphe ci-dessous montre les différentes espèces parasitaires révélées par la technique de Ritchie (**Figure 73**).

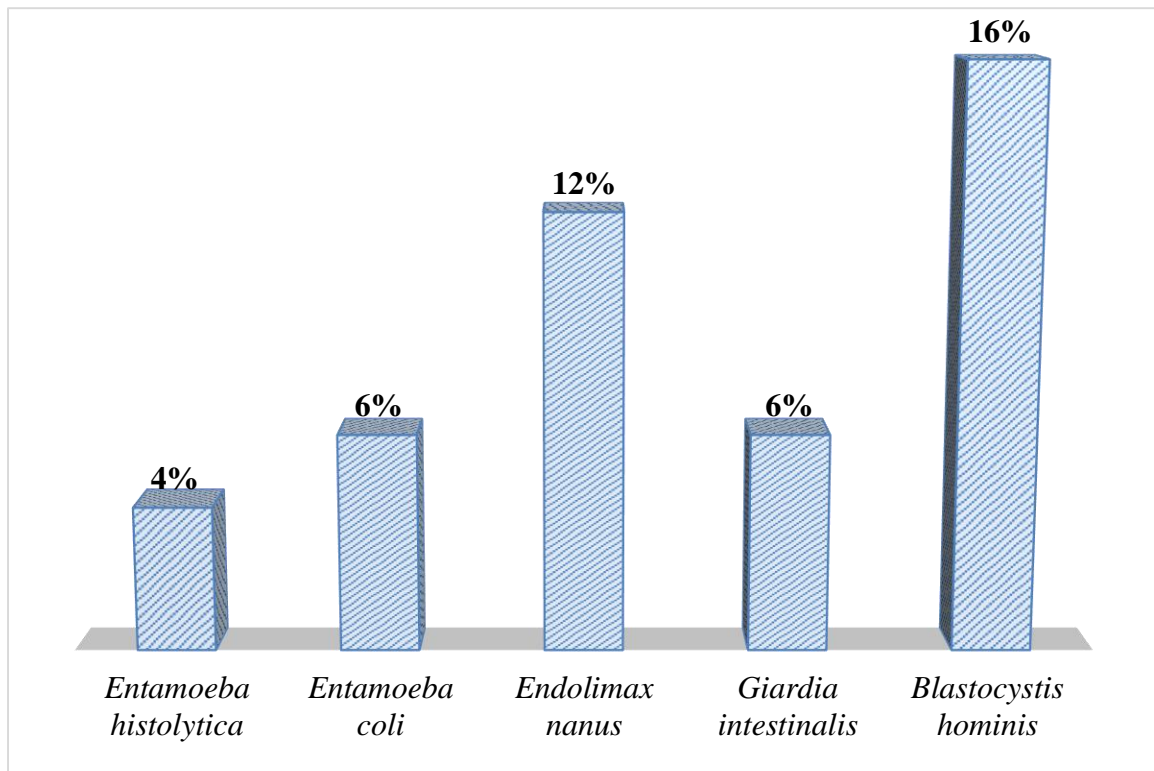


Figure 73 : Répartition des espèces parasitaires isolées par la technique de Ritchie.

On constate que l'espèce *Blastocystis hominis* était majoritairement isolée par la technique de Ritchie avec un taux de 16 %, suivi par l'espèce *Endolimax nanus* avec un pourcentage de 12 %.

➤ **Selon les associations parasitaires :**

La figure suivante montre la proportion du mono et du polyparasitisme chez les enfants infestés (Figure 74).

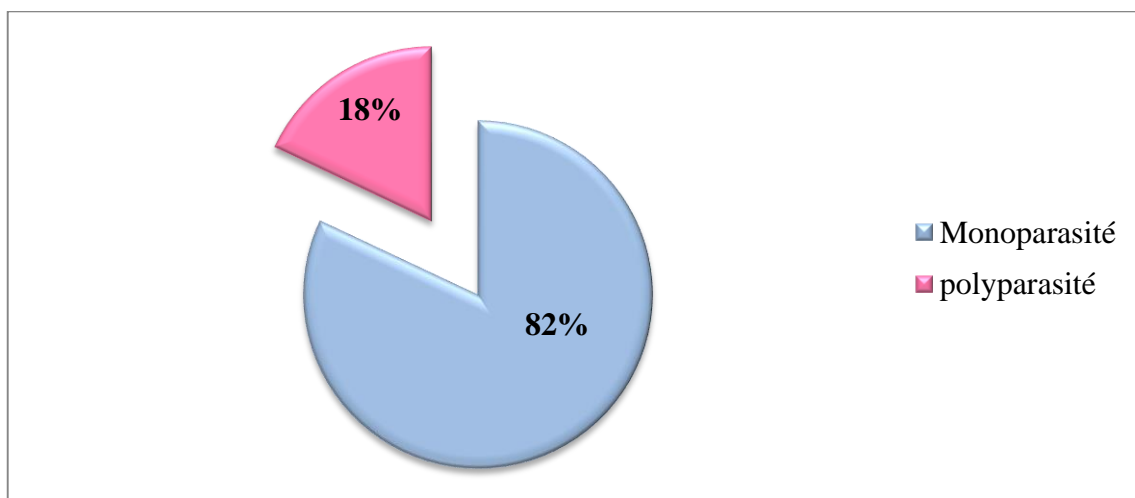


Figure 74 : Proportion du mono et polyparasitisme.

On remarque que 82% des cas positifs étaient monoparasités.

➤ **Selon le type des associations isolées :**

Les différentes associations des espèces parasitaires retrouvées chez les 9 cas polyparasités signalés auparavant sont citées dans le tableau suivant (**Tableau XIII**) :

Tableau XVIII : Fréquence de différentes associations parasitaires.

Associations parasitaires	Effectif	Pourcentage
<i>Entamoeba histolytica</i> + <i>Endolimax nanus</i> + <i>Blastocystis hominis</i>	1	11,11%
<i>Entamoeba histolytica</i> + <i>Entamoeba coli</i> + <i>Endolimax nanus</i> + <i>Giardia intestinalis</i> + <i>Blastocystis hominis</i>	1	11,11%
<i>Entamoeba coli</i> + <i>Endolimax nanus</i>	1	11,11%
<i>Entamoeba coli</i> + <i>Blastocystis hominis</i>	1	11,11%
<i>Endolimax nanus</i> + <i>Blastocystis hominis</i>	3	33,33%
<i>Giardia intestinalis</i> + <i>Blastocystis hominis</i>	2	22,22%
Totale	9	100%

D'après les résultats montrés dans le tableau N°XIX, on constate que l'association « *Endolimax nanus* et *Blastocystis hominis* » était majoritaire avec un pourcentage de 33,33%.

➤ Selon la pathogénie des espèces parasitaires :

La figure suivante présente les différents types de parasitisme chez les enfants infestés (**Figure 75**).

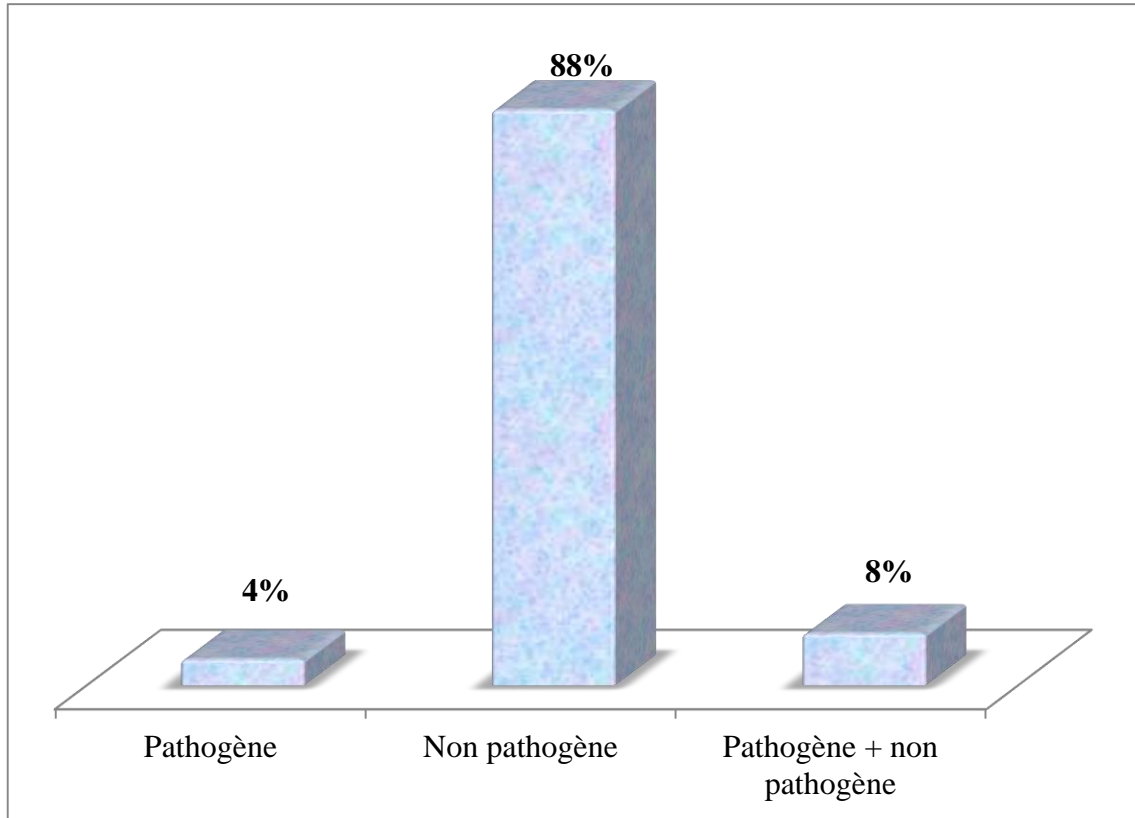


Figure 75 : Répartition des parasites isolés selon la pathogénie.

Cet histogramme montre que 88% des parasites retrouvées étaient des espèces non pathogènes.

➤ Selon l'association avec d'autres parasites :

La figure ci-dessous montre l'association avec d'autres parasites retrouvés chez les enfants examinés (Figure 76).

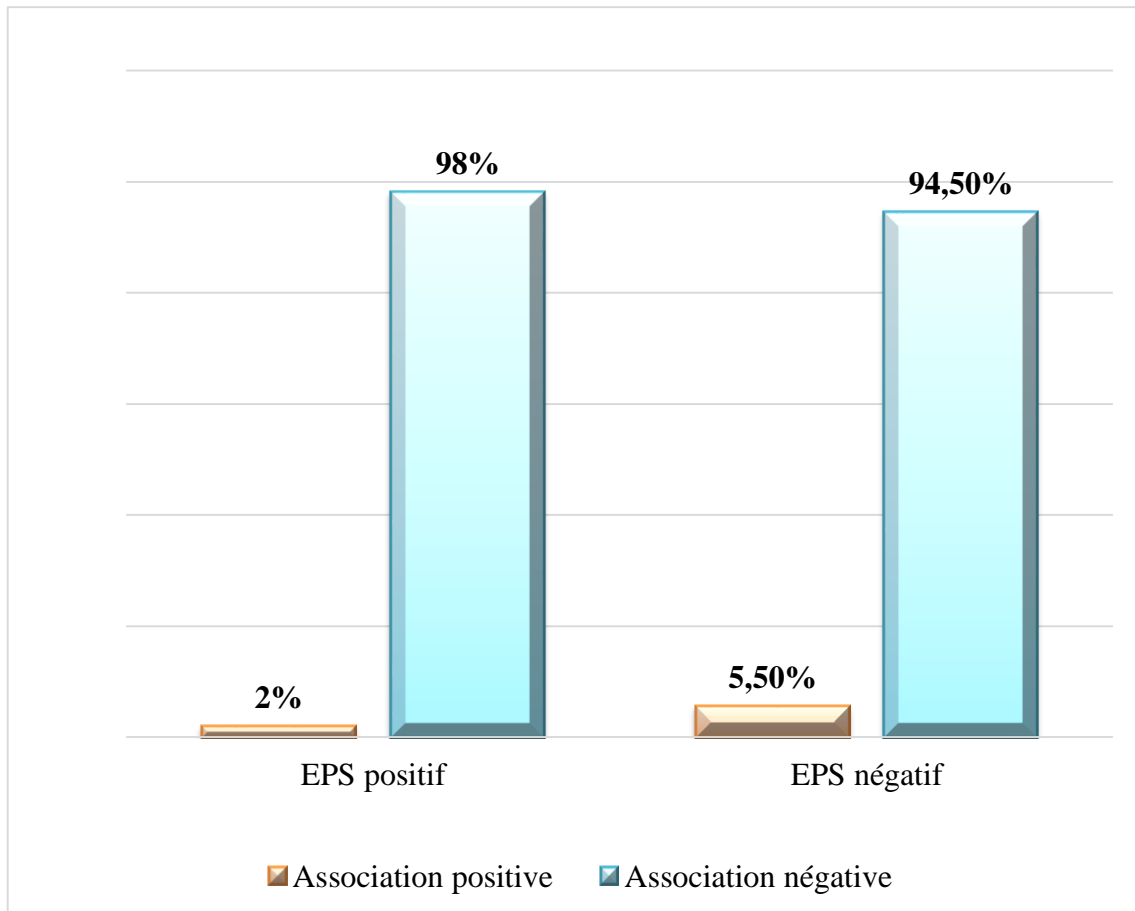


Figure 76 : Fréquence d'autres parasites chez les enfants examinés.

On remarque que chez les cas positifs la fréquence d'autres parasites était de 2% alors que chez les cas négatifs elle était de l'ordre de 5,5%. Cette association était noté surtout par rapport à la présence d'une oxyurose.

5.1.3.2 Evaluation des protozooses intestinales en fonction des symptômes cliniques :

➤ Evaluation de l'amoebose en fonction des douleurs abdominales :

L'histogramme ci-dessous représente la répartition des enfants selon la présence ou non de l'amoebose associée ou non à des douleurs abdominales (**Figure 77**).

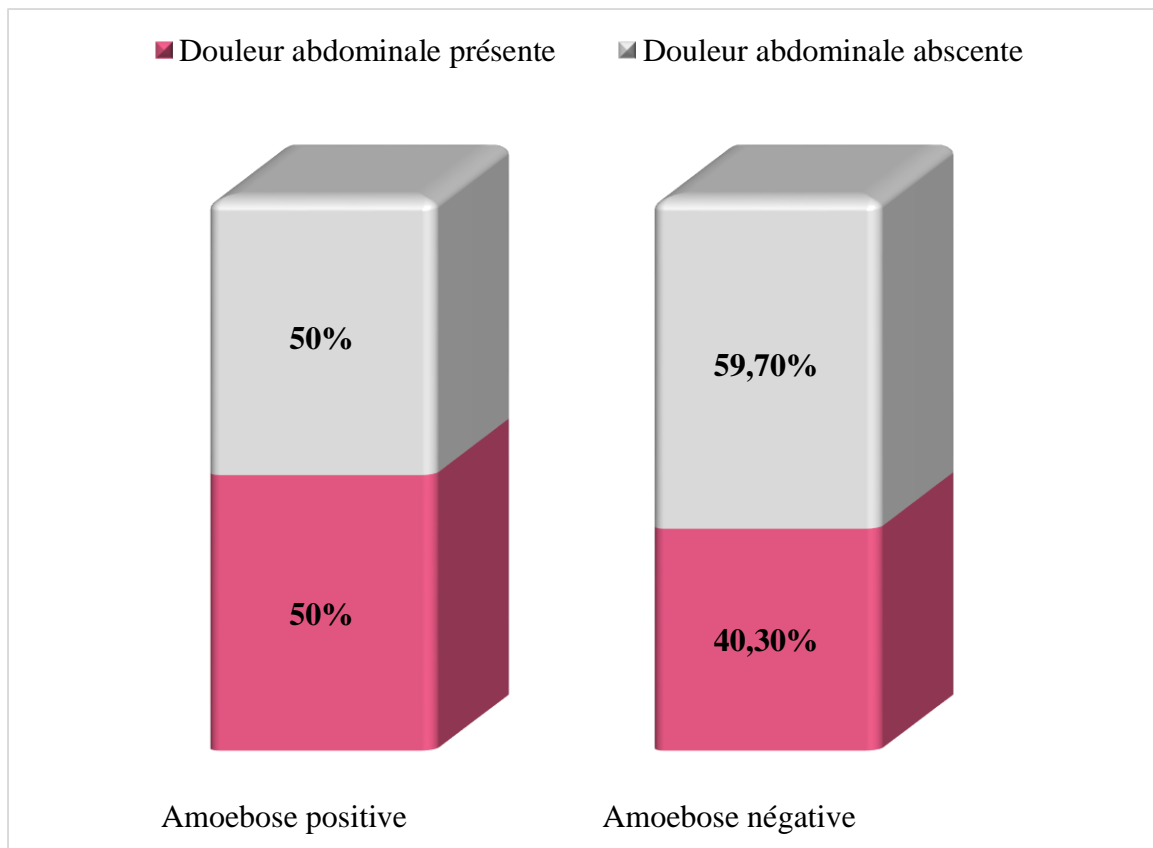


Figure 77 : Evaluation de l'amoebose en fonction de la présence ou non de la douleur abdominale.

Chez les enfants atteints de l'amoebose 50% présentaient des douleurs abdominales contre 40,30% chez les enfants non atteints. Il n'y a pas une relation significative entre l'amoebose et la douleur abdominale ($P= 0.782$).

➤ **Evaluation de la giardiose en fonction de la présence ou non de douleur abdominale :**

L'histogramme suivant montre la répartition des écoliers examinés présentant ou non une giardiose avec ou sans des douleurs abdominales (**Figure 78**).

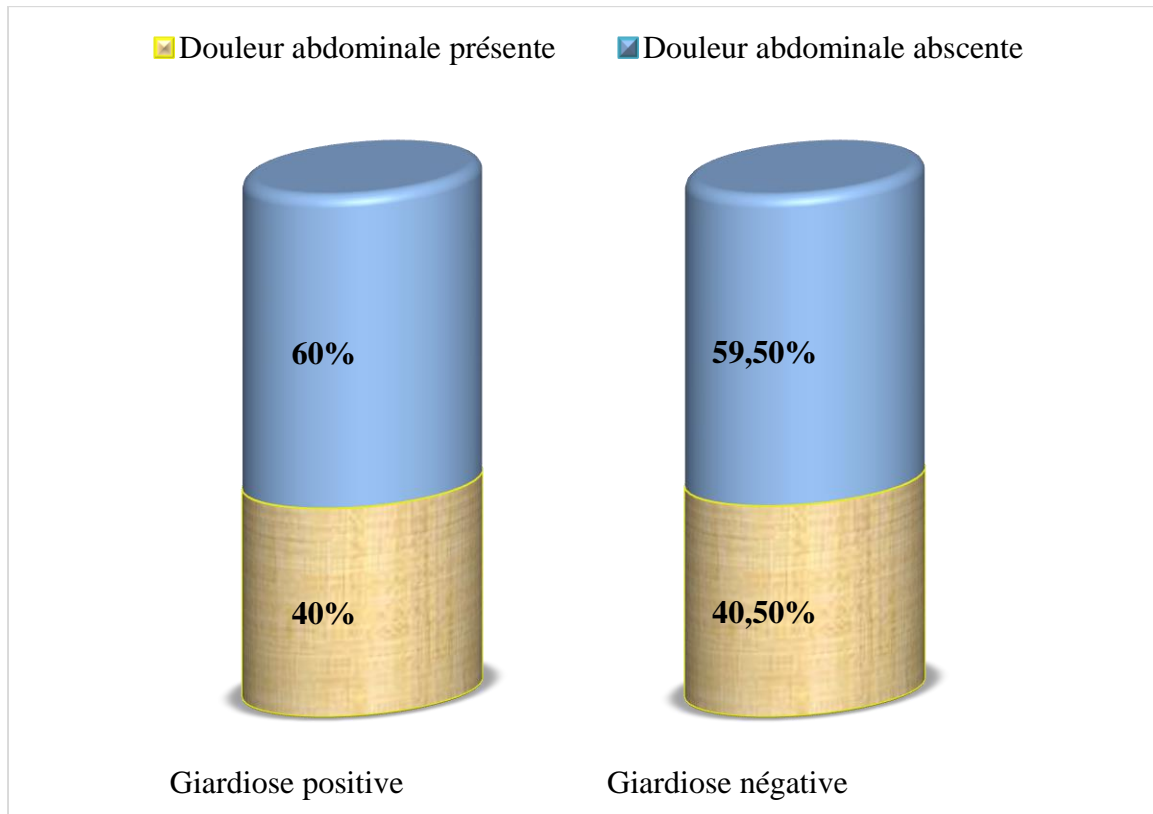


Figure 78 : Evaluation de la giardiose en fonction de la présence ou non de la douleur abdominale.

Chez les enfants examinés atteints de giardiose, 40% présentaient de douleur abdominale. Il n'y a pas une association significative entre la giardiose et la douleur abdominale chez ces enfants ($P= 0,983$).

➤ **Evaluation de la giardiose et la présence ou non de diarrhée :**

L'histogramme ci-dessous montre la répartition des enfants examinés présentant ou non une giardiose avec ou sans diarrhées (**Figure 79**).

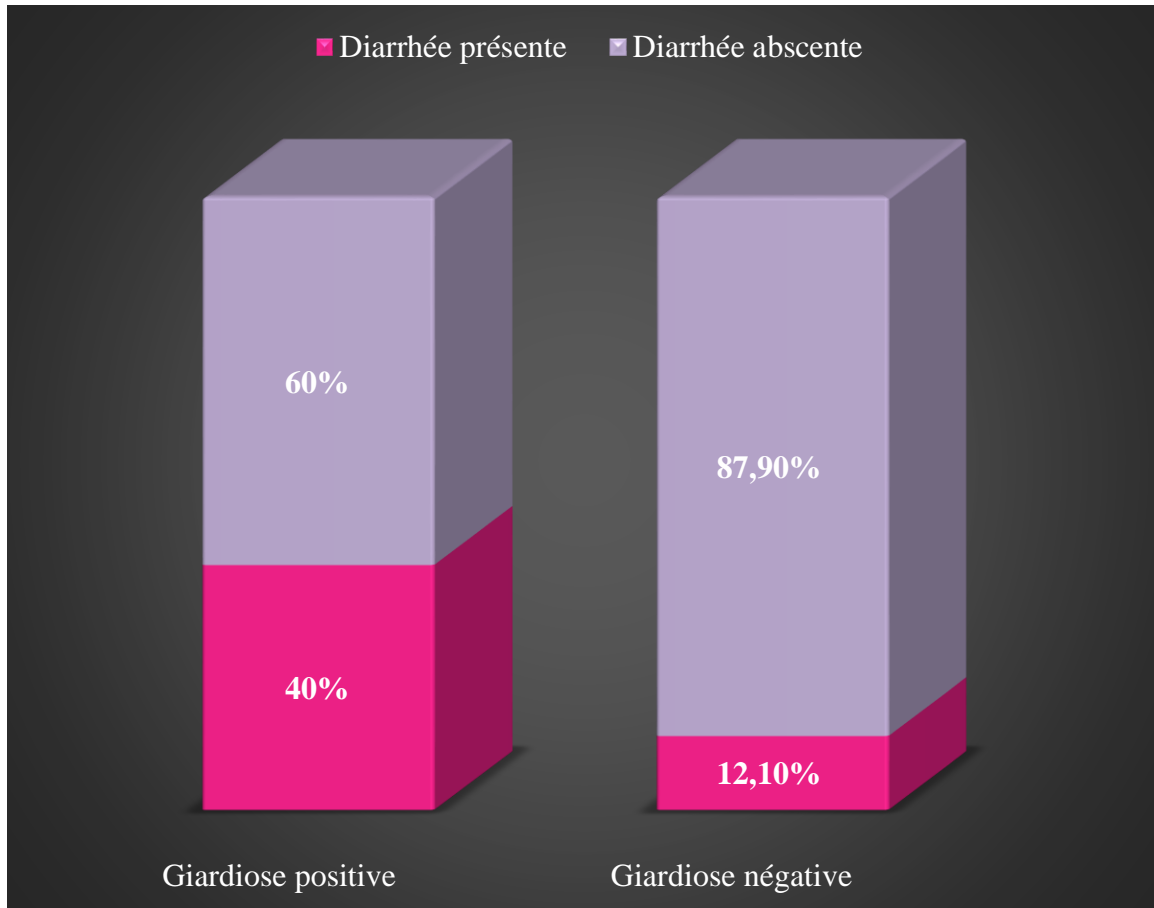


Figure 79 : Evaluation de la giardiose en fonction de la présence ou non de la diarrhée.

Chez les enfants atteints de giardiose 40% présentaient une diarrhée.

$P = 0,067 (> 0,05)$. On conclut qu'il n'y a pas de relation entre la giardiose et la diarrhée chez ces enfants.

➤ **Evaluation de la giardiose en fonction de la présence ou non du retard staturo-pondéral :**

Le diagramme ci-dessous représente la répartition des cas positifs présentant ou non une giardiose avec ou sans un retard staturo-pondéral (**Figure 80**).

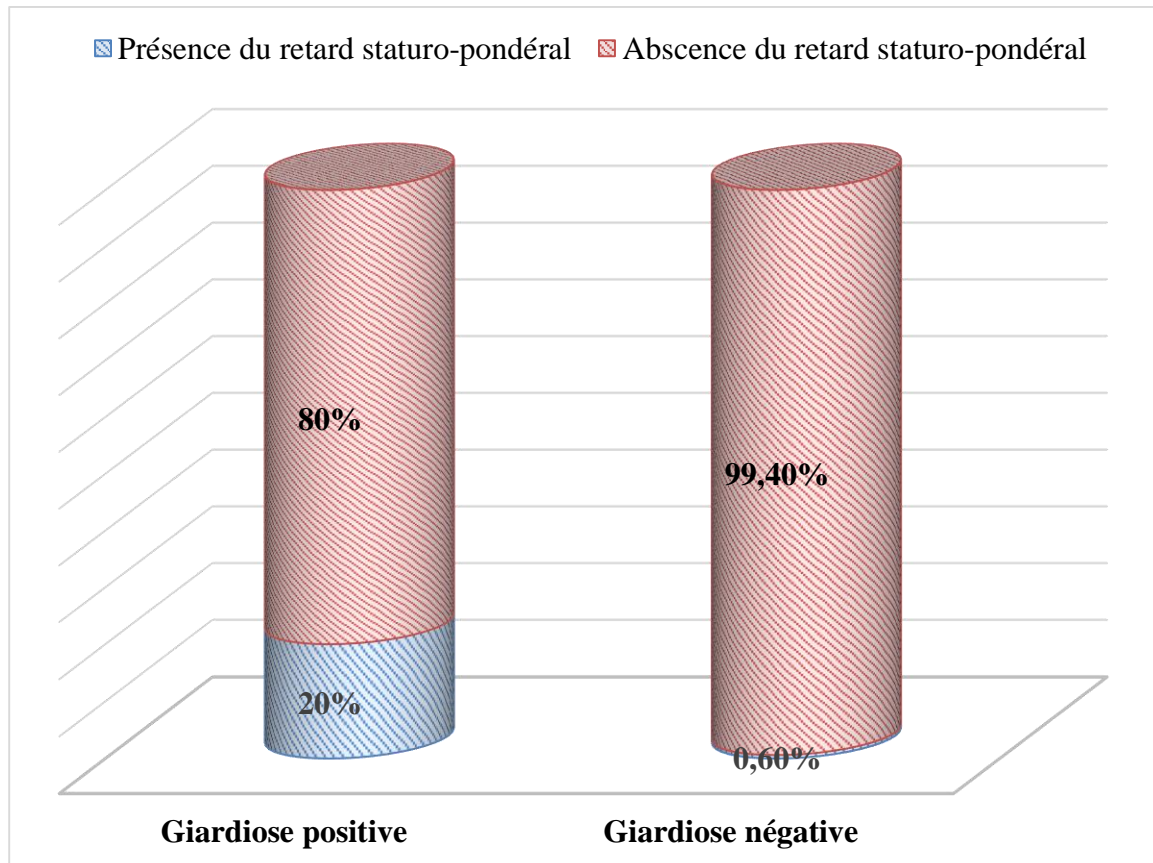


Figure 80 : Evaluation de la giardiose en fonction de la présence ou non du retard staturo-pondéral.

Chez les écoliers atteints de giardiose, 20% présentaient un retard staturo-pondéral. Une relation significative entre la giardiose et la présence d'un retard staturo-pondéral chez les écoliers examinés a été retrouvée $<10^{-3}$.

DISCUSSION

Les parasitoses intestinales touchent surtout l'enfant et exposent ce dernier à une morbidité et une mortalité très élevées. Cependant, du fait de leur méconnaissance de l'hygiène alimentaire et de la fréquence des contacts avec le sol (jeux ou activités diverses...). Pour cela, il est toujours intéressant d'actualiser, nos renseignements et informations sur ces parasites qui peuvent constituer toujours un indicateur du niveau d'hygiène d'une population.

De ce faite notre travail avait comme but d'estimer la fréquence des protozoaires intestinaux chez les enfants scolarisés en évaluant le profile épidémiologique de ces parasites.

Les résultats obtenus, ressort que 28,09 % des enfants ayant subi un examen parasitologique des selles, hébergeaient un ou plusieurs protozoaires intestinaux, soit le tiers des enfants. Ce taux reste un peu moins diminué comparé à ceux rapportés par d'autres études : 38,9 % est trouvé par Adou-Brayn chez 357 enfants âgés de 5 à 15 ans au Côte d'Ivoire, 33,4 % est révélé par Cheikh Baba chez 1308 enfants âgés de 6 à 15 ans au Mauritanie et 30,6 % est trouvé par Faye chez 4581 enfants âgés de 4 à 15 ans au Sénégal **(73-75)**.

Par contre, ce taux de fréquence globale est comparable à celui rapporté par Ayadi dans la région de Sfax en Tunisie et El-Fadeli dans une région rurale de Marrakech en Maroc qui sont respectivement 26,6 % et 27,8 % **(76) (77)**.

Dans d'autres études, le taux de prévalence est encore inférieur que le nôtre : Benouis en 2013 a révélé un taux de 19,96 % au CHU d'Oran en Algérie, Siala en 2015 a trouvé un taux de 12,55 % dans la région de Tunisie **(9, 78)**.

Dans notre étude nous avons détecté qu'il y a une prédominance féminine avec un taux de 54% (27 filles) parmi les 50 écoliers infestés avec un sexe ratio de 0,85 et cela peut être expliquer par la différence entre les habitudes et le comportement de chaque sexe sachant que le nombre de filles est plus élevés que ceux des garçons dans ces écoles ; d'autres études ont fait le même rapport comme celles faites à Tiflet (Maroc) par Houssain et Abdelaziz ; à Sfax (sud Tunisien) par El-Ayadi et à Marrakech-Maroc par El-Fadli avec un pourcentage de 59,4%, 52% et 56% respectivement de sexe féminin ; en revanche, des étude faites à Tunis par Siala, ainsi dans Toumodi (Cote D'Ivoire) par Adou-Bryn ont constaté une fréquence un peu augmentée chez les enfants du genre masculin avec un taux de 78,16% et 57,55% **(73, 76-79)**.

DISCUSSION

On a constaté que la tranche d'âge de 4 à 9 ans est la plus infectée avec une fréquence de 82% qui diminue inversement à l'âge allant à 4% chez les enfants de 13 à 15 ans, Benouis au niveau du C.H.U d'Oran a trouvé le même rapport , où le taux d'infestation est largement supérieur pour les tranches d'âge de 4 ans que celle de 15ans (28,84%) , la même observation faite à Sfax (sud tunisien), cela peut être expliquer probablement par la vie collective de ces écoliers dans les primaires pour cette tranche d'âge à cause du contact avec les jouets et la terre souillée ainsi que l'attention des enfants aux règles sanitaire et que l'hygiène se développe avec l'âge, autre prétexte peut être lié à cette diversité c'est l'acquisition accentuée d'une immunité protectrice avec l'âge ,Cependant, Faye dans le bassin du fleuve Sénégal avait des résultats contradictoires aux notre, on note qu'ils ont trouvé que le taux d'infestation s'accroît avec l'âge dont ils ont signalé 33,9 % chez les enfants de 5-9 ans et atteint son taux plafond dès la tranche d'âge de 10-14 ans (38,3 %), Adou-Bryn dans le centre de Cote D'Ivoire (Toumodi) a enregistré presque des résultats identiques (38% et 55%) pour les même tranches d'âges (**9, 75, 76**).

Dans ce travail on a noté qu'il y avait une prédominance de la symptomatologie digestive ; les douleurs abdominales étaient parmi les symptômes majeurs présentées par les écoliers avec un taux de 46% suivi par l'anorexie (38%). On a trouvé une association significative seulement avec la diarrhée et la constipation, cela nous a montré que pas nécessairement un sujet infesté soit symptomatique mais il est considéré comme une source de contamination pour son entourage principalement dans les primaires.

Durant notre recherche, on a pu découvrir que *Blastocystis hominis* est l'espèce la plus isolée avec un taux de 82% ,d'autres série d'études ont trouvé la même constatation mais avec des taux un peu faible, comme celles rapportées par Benouis à Oran avec une prévalence de 47,17% et par Houssain à Tiflet (Maroc) en 2006 avec un taux de 22,3% , en revanche deux études réalisés à Marrakech-Maroc par El Fedli et Benzalim ont trouvé des taux inférieur que le nôtre (3,3% ; 13,26%) , Diouf lors de son étude n'a pas compté *Blastocystis hominis* (**9, 77, 79-81**).

En deuxième position on trouve l'*Endolimax nanus* qui a représenté un taux de 20% des parasites identifiés, en effet, Al-Ayadi a trouvé une fréquence identique pour ce parasite avec un taux de 21,4%, Siala a montré un taux un peu supérieur (28,83%), tandis que El Fedli au Maroc a trouvé un taux minime d'*Endolimax nanus* qui est de 2,2%, Adou-Bryn a mentionné pratiquement les mêmes chiffres que El-Fedli (4,8%), Belhamri au Maroc a constaté 10% (**73, 76-78, 82**).

DISCUSSION

Giardia intestinalis et *E. coli* occupent le même emplacement avec un taux de 10%, ce qui est un taux non négligeable, d'après ces résultats retrouvés, on a trouvé qu'il y a une relation significative entre le retard staturo-pondéral et la giardiose, on a remarqué aussi que cette dernière prédomine chez les écoliers particulièrement ceux vivant en collectivité, cela s'explique par la forte exposition au péril fécal en bas âge aussi peut-être expliqué par la sensibilité de ces enfants à *Giardia intestinalis*, en outre d'autres auteurs ont révélé des résultats différents, à Sfax, Al-Ayadi a trouvé 16,7 % et 17% d' *Entamoeba coli* et *Giardia intestinalis* respectivement parmi le total des sujets infestés, Benouis à Oran aussi a trouvé 19,14% d'*E. coli* ,d'autre part , il a trouvé un taux très supérieure que le nôtre qui est de 84,21% pour *Giardia intestinalis*, Faye et ces collaborateurs ont trouvé des taux encore plus faible pour *E. coli* (5,5%) et 22,5% pour *Giardia intestinalis*. En Mauritanie, une étude faite dans les wilayas du Gorgol, Guidimagha et Brakna, Cheikh a isolé un grand nombre d'*E. coli* et *Giardia intestinalis* avec des taux de 46,45% et 24,25% respectivement **(8, 9, 75, 76)**.

On a trouvé deux cas d'*E. histolytica* représenté par un taux de 4% avec absence de toute forme dysentérique, ce résultat est sous-estimé vu que cette espèce présente souvent des phases coprologiques muettes cela nécessite d'autres prélèvements pour le même patient (refaire trois examens de selles à un intervalle de temps) **(83)**.

Les sujets polyparasités ont représenté 18% des écoliers infestés qui est largement inférieure à ceux des monoparasités (82%) ceci est comparé avec les résultats montré par Benouis qui a trouvé presque des taux similaires avec un polyparasitisme de 15,4% et un monoparasitisme de 84,6% ; Ces résultats concordent avec ceux des trois études faite à Marrakech (Maroc) par El Fadli , Benzalim et Belhamri qui ont révélé une prévalence n'est pas aussi importante que la nôtre avec des taux 2,2% , 2,24% et 1,6% pour le polyparasitisme , en outre on a pu soulever une prédominance de la biparasitisme entre *Endolimax nanus* et *Blastocystis hominis* dans 33,33%. On peut démontrer la présence d'associations parasitaires entres ces protozoaires par la dégradation des conditions de vie dans notre pays et par le fait que ces espèces partagent le même mode de transmission **(9, 77, 80, 82)**.

On a signalé aussi des associations avec d'autres espèces parasitaires intestinales autres que les protozoaires (surtout par rapport à la présence des oxyures) avec un taux non négligeable qui est de 2%.

DISCUSSION

Les limites de l'étude :

L'arrêt des stages obligatoire des internes au niveau du CHU de Tlemcen à cause de la pandémie de corona virus.

Le manque du matériel au niveau du service de parasitologie mycologie de CHU de Tlemcen.

Les parents ainsi les élèves n'étaient pas coopératifs.

Le manque de prélèvement car on a reçu des urines au lieu des selles.

CONCLUSION GENERALE

Notre étude descriptive était effectuée dans des écoles primaires au niveau de la région de Tlemcen dans laquelle nous avons établi la fréquence des protozoaires intestinaux chez les enfants scolarisés âgés de 4 à 15 ans diagnostiqués au laboratoires de parasitologie-mycologie du CHU de Tlemcen.

Nous avons effectué un seul examen parasitologique des selles ; ce qui pourrait sous-estimer la réalité du parasitisme intestinale chez cette population infantile. Toutefois, notre travail nous a permis de donner une fréquence globale de 28,09 % chez ces enfants.

Par rapport aux espèces parasitaires isolés, *Blastocystis hominis* est le protozoaire intestinal le plus rencontré (82 %) suivi d'*Endolimax nanus* (20 %), *Entamoeba coli* et *Giardia intestinalis* (10%) et *Entamoeba histolytica* (4%).

En général, les parasites enregistrés sont considérés comme des indicateurs de la pollution fécale et du bas niveaux d'hygiène. Nous préconisons de ce fait que les enfants dans les écoles et au moment de la rentrée scolaire bénéficient d'un examen parasitologique des selles pour le dépistage et le traitement des porteurs asymptomatiques afin d'assurer la prévention.

La maîtrise du fléau parasitaire ne peut s'exécuter que par l'installation du réseau d'assainissement, l'hygiène du milieu, l'éducation sanitaire et surtout la sensibilisation de la population.

A la fin on peut dire que les résultats obtenus sont préliminaires et cette étude doit être approfondie en augmentant l'échantillonnage, la période d'étude et vise même aussi d'autres écoles des différentes régions de la wilaya de Tlemcen pour donner une meilleure appréciation sur le problème des protozooses intestinales infantiles.

➤ Annexe I :

Tableau XIX : Composition des réactifs (58).

Méthodes	Réactifs	
Coloration du MIF selon la technique de Sapero Lawless et Strome	Teinture de merthiolate (solution mère) :	
	• Merthiolate	0,10 g
	• Éosine	0,2 g
	• Alcool absolu	52,5 ml
	• Acétone	10 ml
	• Monoéthanolamine	0,1 g
	• Eau distillée q.s.p.	100 ml
	Réactif de Sapero et Lawless :	
	• Teinture mère de merthiolate	200 ml
	• Formol	25 ml
• Glycérine pure	5 ml	
• Eau distillée	250 ml	
La coloration de Bailenger et Faraggi	Lugol à 5 % :	
	• Iode en paillette	5 g
	• Iodure de potassium	10 g
	• Eau distillée	100 ml
La coloration de Bailenger et Faraggi	• Cristal violet	0,5 g
	• Fuchsine basique	0,1 g
	• Alcool à 95°	20 ml
	• Phénol cristallisé fondu	4 ml
La coloration à l'iode à 1 % (Dobell et O'Connor)	• Iode	1 g
	• Iodure de potassium	2 g
	• Eau distillée q.s.p.	100 ml
La coloration au MIF	Solution préparée extemporanément	
	• Teinture de merthiolate (solution mère)	7,75 ml
	• Lugol 5 %	1 ml
	• Formol	1,25 ml

ANNEXES

<p>La coloration Kohn ou coloration au noir chlorazol</p>	<p>Solution de base :</p> <ul style="list-style-type: none"> • Alcool éthylique 90° 170 ml • Alcool méthylique 160 ml • Acide acétique glacial 20 ml • Phénol liquide 20 ml • Acide phosphotungstique 1 % 12 ml • Eau distillée q.s.p. 1000 ml
<p>La coloration hématoxyline ferrique (technique de Heidenhain)</p>	<p>Mordant : solution aqueuse à 3 % d'alun de fer (sulfate double d'ammonium et de sesquioxyde de fer).</p> <p>Colorant :</p> <ul style="list-style-type: none"> • Hématoxyline cristallisée 1 g • Alcool à 90° 10 ml
<p>La coloration APV-trichrome de Gomori adaptée par Wheatley</p>	<p>Trichrome de Gomori :</p> <ul style="list-style-type: none"> • Chromotrope 2R 6 g • Vert lumière SF 3 g • Acide phosphotungstique 7 g • Acide acétique glacial 10 ml • Eau purifiée 1000 ml
<p>La coloration de Ziehl-Neelsen modifiée par Henriksen et Pohlenz</p>	<p>Fuchsine phéniquée</p> <ul style="list-style-type: none"> • Solution A : <ul style="list-style-type: none"> – Fuchsine basique 15 g – Éthanol à 95° 1000 ml • Solution B : <ul style="list-style-type: none"> – Solution A 10 ml – Eau phéniquée à 5 % 90 ml • Solution de verte malachite à 5 % : <ul style="list-style-type: none"> – Vert malachite oxalate 5 g – Eau distillée 100 ml <p>Acide sulfurique à 2 %</p>

ANNEXES

<p>Technique de Heine</p>	<p>Fuchsine phéniquée :</p> <ul style="list-style-type: none"> • Solution A : <ul style="list-style-type: none"> – Fuchsine basique 15 g – Éthanol à 95° 1000 ml • Solution B : <ul style="list-style-type: none"> – Solution A 10 ml – Eau phéniquée à 5 % 90 ml
<p>Coloration de Kinyoun</p>	<p>Fuchsine basique de Kinyoun</p> <ul style="list-style-type: none"> • Fuchsine basique 33,3 g • Phénol 66,6 g • Éthanol 166 ml • Eau distillée 1000 ml <p>Acide sulfurique à 2 %</p> <p>Bleu de méthylène de Loëffle</p>
<p>Technique de Bailenger (61)</p>	<ul style="list-style-type: none"> • Phase aqueuse : Tampon acéto-acétique à pH 5 <ul style="list-style-type: none"> – Acétate de sodium 15 g – Acide acétique 3,60 ml – Eau distillée q.s.p. 1000 ml <p>Ajuster à pH 5</p> <ul style="list-style-type: none"> • Phase organique : éther
<p>Technique du MIF concentration (62) (63)</p>	<p>Phase aqueuse : MIF</p> <p>Phase organique : éther</p> <p>Composition du MF :</p> <p>Solution mère de MF</p> <ul style="list-style-type: none"> • Teinture de mertholiate à 1 p. 1000 200 ml • Formol 36–41 % 25 ml • Glycérine 5 ml • Eau 250 ml
<p>Technique de Ritchie modifiée</p>	<ul style="list-style-type: none"> • Phase aqueuse : Eau physiologique formolée à 10 % • Phase organique : éther.

➤ **Annexe II :**

Tableau XX : Fiche de renseignements.

FICHE DE RENSEIGNEMENT			
Nom : Prénom : L'âge : Poids : ...Kg Taille :cm			
Niveau scolaire :			
Nom du tuteur :			
Adresse :			
Numéro de téléphone :			
Source d'eau : eau minérale / eau de robinet.....			
Type d'alimentation : fast-food /Au restaurant de l'école			
Voyage : Oui/Non		Ville :	
Antécédents familiaux médicaux :			
Statut immunitaire : immunocompétent / immunodéprimé			
Niveau d'hygiène : Bon / Moyen / Mauvais			
Situation socio-économique : Bonne Moyenne /Mauvaise			
(Profession des parents :)			
L'enfant vit-il en collectivité ?			
L'enfant est-il atteint l'une des symptômes ou des maladies suivant(e)s ? (Oui /non)			
Diarrhée		Maladie cœliaque	
Constipation		Maladie de Crohn	
Douleur abdominale		Retard staturo-pondéral	
Dysenterie		Pâleur	
Anorexie		Fièvre	
Ballonnements		Eruption cutanée	
Nausée et vomissement		Allergie	
Mal absorption		Maladie digestive	
Perte de poids		Autres maladie	
Asthénie		Médicaments en cours	

➤ **Annexe III :**

Tableau XXI : Fiche de résultats.

<p>CENTRE HOSPITALO-UNIVERSITAIRE TLEMCEN</p> <p>LABORATOIRE CENTRAL</p> <p>SERVICE DE PARASITOLOGIE</p> <hr/>	
Nom :	
Prénom :	
Age :	
<hr/>	
<p>Compte rendu</p>	
Aspect :	
❖ Examen macroscopique :	
Résultats :	
❖ Examens microscopique :	
Examen direct :	
Ritchie :	

➤ Annexe IV:

Tableau XXII : Autorisation d'accès aux écoles primaires.

الجمهورية الجزائرية الديمقراطية الشعبية
وزارة التربية الوطنية

مديرية التربية لولاية تلمسان
مصلحة التكوين والتفتيش
الرقم: 2019/ت.ت.م/2019

تلمسان في : 17 أكتوبر 2019

مدير التربية
إلى
الطالب(ة): بن منصور مداني
طلب جامعة أوبوكر بلقايد - كلية الطب .

الموضوع: ب/خ دراسة ميدانية .
المرجع : طلب جامعة أوبوكر بلقايد . كلية الطب .

بناء على الطلب المشار إليه في المرجع أعلاه ، نعلمكم بموافقتنا وبترخيصنا لكم بالقيام بهذه الدراسة
على مستوى الإبتدائيات التالية : باستور بنات - باستور ذكور- زواد محمد - تشوار سيدي أحمد .
و عليه المطلوب منكم الاتصال بمديري المؤسسات المعنية و التنسيق معهم لإجراء هذه الدراسة .

ملاحظة: تعتبر هذه المراسلة بمثابة ترخيص للدخول إلى المؤسسات المذكورة أعلاه .

مدير التربية

مساريفه محمد القاهر



BIBLIOGRAPHIES

1. Penali L, Broalet E, Kone M. helminthiases et protozooses intestinales de la femme enceinte en Côte d'Ivoire. *Médecine d'Afrique Noire*. 1993;40(5).
 2. PODA J.N. DID, S AVADOGO L .G., S ORGHO H ., W ANGO S .P. . Parasitoses intestinales dans la zone du complexe hydro-agricole du Sourou au Burkina Faso. septembre.2004;vol5(Vertigo).
 3. CADI SOUSSI M . SAM, HAL JANIN., KAI TOUNI.D A. Épidémiologie des nématodes intestinaux au Maroc. *Med Afr Noire*., 1992(29);89.
 4. Institut Pasteur amibiase. Les maladies infectieuses amibiase consulté le 23/04/2009 [
 5. Ben Ayed L, Sabbahi S. Entamoeba histolytica. Global Water Pathogens Project. www.waterpathogens.org/book/entamoeba-histolytica, Michigan State University, E Lansing, MI, UNESCO. 2017.
 6. FLOURIÉ B, Hépatogastroentérologie C, Sud L, BELLAICHE G, PH H, Ballanger CR, et al. Indications des examens de selles chez l'adulte. *Gastroenterol Clin Biol*. 2003;27:627-42.
 7. Herman, L. M, Surawicz, M. C. Intestinal Parasites. *Textbook of Pediatric Gastroenterology, Hepatology and Nutrition*. 2016;16:185-92.
 8. Baba O, Aminetou B, Ousmane B, Mouhamedou K, Elhdj D, H S. Prévalence des parasitoses intestinales chez les écoliers dans les Wilayas du Gorgol, Guidimagha et Brakna (Mauritanie)Prevalence of intestinal parasites among school children in the Gorgol, Guidimagha and Brakna area (Mauritania). *Revue Francophone des Laboratoires*. 2012;2012(440):75-8.
 9. Benouis A, Bekkouche Z, Benmansour Z. Etude épidémiologique des parasitoses intestinales humaines au niveau du CHU d'Oran (Algérie). *International Journal of Innovation and Applied Studies*. 2013;2(4):613-20.
 10. TIENDRÉBÉOGO.S.R.M. Parasitoses intestinales et bilharziose urinaire en milieu scolaire dans la ville de Ouagadougou (Burkina Faso). Thèse de médecine, UFR/SDS Ouagadougou. 1994, 93p.
 11. Dupouy-Camet J, Yera H, Raccurt C. Classification et mode de transmission des parasites. *EMC-Maladies Infectieuses*. 2008;5(3):1-11.
 12. Vogelberg C, Stensvold CR, Monecke S, Ditzen A, Stopsack K, Heinrich-Gräfe U, et al. Blastocystis sp. subtype 2 detection during recurrence of gastrointestinal and urticarial symptoms. *Parasitology international*. 2010;59(3):469-71.
 13. Anofel, Botterel F, Dardé ML, Debourgogne A, Delhaes L, Houzé S, et al. Coccidioses intestinales. *Parasitologie et Mycologie Médicales - Guide des Analyses et des Pratiques Diagnostiques*, 2017:245-8.
-

BIBLIOGRAPHIES

14. El Moukhtar, ,, Aliouat, ,. Parasitologie -Protozooses. Laboratoire de Parasitologie - Faculté de Pharmacie Lille2. 2010;V.01.
 15. Carosi G. Etude comparative de l'ultrastructure d'Entamoeba moshkovskii, des amibes parasites du genre Entamoeba et des amibes "free-living" du groupe "Hartmannella-Naegleria". Ann Soc Belge Med Trop. 1974;54:265-77.
 16. Wéry M. Protozoologie médicale. Bruxelles: De Boeck et lacier. 1995.
 17. Guillaume V. Parasitologie. Bruxelles : De boeck et larcier, 2007.
 18. Moulinier C. Parasitologie et mycologie médicales. Paris : Lavoisier. 2003.
 19. López M, León C, Fonseca Jea. Molecular Epidemiology of Entamoeba: First Description of Entamoeba moshkovskii in a Rural Area from Central. 2015(10):1-11.
 20. Hamano S. Protozoan Diseases: Amebiasis. In: Stella, Quah R, editors. International Encyclopedia of Public Health (Second Edition). Academic Press2017. p. 64-9.
 21. www.dpd.cdc.gov.DPDx consulté le 15/12/2019.
 22. Coudert P, Dreyfuss G. Les protistes digestifs parasites de l'homme: Biologie et cycles parasitaires. Actualités Pharmaceutiques. 2010;49(500):18-22.
 23. Ortega Y, Eberhard M. Protozoan Diseases: Cryptosporidiosis, Giardiasis and Other Intestinal Protozoan Diseases. In: Heggenhougen HKK, editor. International Encyclopedia of Public Health2008. p. 354-66.
 24. Nozais J, Detry A, Danis M. Traite de parasitologie médicale. Paris : Courbil. 1996.
 25. Bourée P, Bisaro F, Delaigue S, Ensaf A. La balantidiose : une zoonose du porc pas toujours asymptomatique. Revue Francophone des Laboratoires. 2016(483):57-62.
 26. Bekhti M. Sciences de l'eau DESA : Eaux : Qualité et santé. Université mohamed ben abdellah faculte des sciences. 2005:78-19.
 27. Desportes-Livage I, Detry A. Infections à microsporidies, Isospora et Sarcocystis. EMC - Maladies Infectieuses. 2005;2(4):178-96.
 28. Lorgeril M. Infection à Blastocystis hominis: épidémiologie, physiopathologie, contrôle [Thèse de la faculté de Pharmacie]: UNIVERSITE DE LIMOGES; 2011.
 29. EL-Marhoumy S, EL-Nouby K, Shoheib Z, Salama A. Prevalence and diagnostic approach for a neglected protozoon Blastocystis hominis. Asian Pacific Journal of Tropical Disease. 2015;5(1):51-9.
 30. Bonnet É. Entamoeba histolytica: épidémiologie, évolution dans la connaissance de la pathogénèse, du diagnostic, de la thérapeutique et de la prévention. 2008.
-

BIBLIOGRAPHIES

31. N b. Diagnostic sérologique de l'amibiase à *Entamoeba histolytica* : validation d'un nouveau test ELISA au CHU de Grenoble. . Sciences pharmaceutiques 2011. 09 decembre 2011.
 32. Picot PS. PARASIToses DIGESTIVES. La Revue du praticien. 2013;63:253.
 33. Euzeby J. Sur l'épidémiologie de la giardiose humaine. Scientia Parasitologica. 2002;1:11-21.
 34. Percival S, Chalmers R, Embrey M, Hunter P, Sellwood J, Wyn-Jones P. 17 - *Balantidium coli*. Microbiology of Waterborne Diseases,. 2004:231-6,
 35. Ahmed A, Ijaz A, Muhammad Ayyub R, Ghaffar A, Ghauri HN, Aziz MU, et al. *Balantidium coli* in domestic animals: An emerging protozoan pathogen of zoonotic significance,. Acta Tropica,. 2019.
 36. Schuster FL, Ramirez-Avila L. Current world status of *Balantidium coli*. Clinical microbiology reviews. 2008;21(4):626-38.
 37. Coudert P, Dreyfuss G. Biologie et cycles parasitaires,. Actualités Pharmaceutiques,. 2010;49,(500,):18-22,
 38. de LORGERIL M. Infection a *blastocystis hominis*: epidemiologie, physiopathologie, contrôle: universite de limoges; 1985.
 39. Fayer R, Ungar B. *Cryptosporidium* spp. and cryptosporidiosis. Microbiological reviews. 1986;50(4):458.
 40. Mougeot G. Infections à protozoaires et environnement. Revue Française des Laboratoires. 2001;2001(336):25-31.
 41. Siala E, Guidara R, Abdallah RB, Ayed SB, Alaya NB, Zallaga N, et al. LES Parasites intestinaux chez les manipulateurs de denrees alimentaires de la region de tunis : etude de 8502 prelevements de selles (1998-2008). Archives de l'Institut Pasteur de Tunis. 2011;88(1-4):77-84.
 42. Bouchaud O. Quand peut-on évoquer et comment traiter une parasitose intestinale en France ? La Presse Médicale. 2013;42(1):84-92.
 43. Asbury K, Patron R, Seville MT. Amebiasis: *E. histolytica*☆. In: Kuipers EJ, editor. Encyclopedia of Gastroenterology (Second Edition). Academic Press 2020. p. 72-7.
 44. Shirley D-A, Hung C-C, Moonah S. 94 - *Entamoeba histolytica* (Amebiasis). In: Edward T. Ryan DRH, Tom Solomon, Naomi E. Aronson, Timothy P. Endy, editor. Hunter's Tropical Medicine and Emerging Infectious Diseases (Tenth Edition). Content Repository Only 2020. p. 699-706.
-

BIBLIOGRAPHIES

45. Anofel, Botterel F, Dardé M, L , Debourgogne A, Delhaes L, Houzé S, et al. Giardiose. In: Anofel FB, M.-L. Dardé, A. Debourgogne, L. Delhaes, S. Houzé, F. Morio, C. Kauffmann-Lacroix, C. Roques, editor. Parasitologie et Mycologie Médicales - Guide des Analyses et des Pratiques Diagnostiques. Elsevier Masson2017. p. 237-9.
 46. Robertson LJ, Hanevik K, Escobedo AA, Mørch K, Langeland N. Giardiasis—why do the symptoms sometimes never stop? Trends in parasitology. 2010;26(2):75-82.
 47. Bourée P, Bisaro F, Nsimba B. Diagnostiquer et traiter une giardiose. Option/Bio. 2011;22(454):18-9.
 48. Coudert P, Dreyfuss G. Les protistes digestifs parasites de l’homme: Physiopathologie et symptomatologie. Actualités Pharmaceutiques. 2010;49(500):23-4.
 49. Chalmers RM. Balantidium coli. In: Steven L. Percival MVY, David W. Williams, Rachel M. Chalmers, Nicholas F. Gray, editor. Microbiology of Waterborne Diseases. Academic Press2014. p. 277-86.
 50. Bourée P, Ferrière S, Bisaro F, Ensaf A. Cyclospore : une diarrhée familiale du Salvador. Revue Francophone des Laboratoires. 2018;2018(501):67-70.
 51. Bourée P, Lançon A, Bonnot G. Une parasitose émergente : la cyclospore. Pathologie infectieuse. 2006;8(2):73-8.
 52. Gargala G, Razakandrainibe R, Costa D, Leméteil D, Dumant Forest C. La cryptosporidiose, une cause de diarrhée aiguë : revue de la littérature et étude rétrospective des cas dans le département de pédiatrie du CHU de Rouen. Archives de Pédiatrie. 2017;24(12):1344-9.
 53. Coyle CM, Varughese J, Weiss LM, Tanowitz HB. Blastocystis: to treat or not to treat.... Clinical infectious diseases. 2011;54(1):105-10.
 54. Guiguen C. Coprologie parasitaire. Revue Francophone des Laboratoires. 2012;2012(440):25-6.
 55. Anofel, Botterel F, Dardé M-L, Debourgogne A, Delhaes L, Houzé S, et al. Chapitre 5 - Diagnostic par nature du prélèvement2017. 95-155 p.
 56. Denis Leméteil. Retour d’expérience pour l’examen parasitologique des selles : revue des techniques et implications pour l’accréditation. Revue Francophone des Laboratoires. 2020;2020(518):20-31.
 57. Roux P, Raynaud E, Delalande A, Lancastre F, Faraud N, Suire J. Examens parasitologiques des selles chez des réfugiés du sud-est asiatique. Médecine et Maladies Infectieuses. 1983;13(6):316-21.
-

BIBLIOGRAPHIES

58. Anofel, Françoise Botterel, Dardé M-L, Debourgogne A, Delhaes L, Houzé S, et al. Chapitre 1 - Parasitologie : techniques élémentaires. Parasitologie et Mycologie Médicales - Guide des Analyses et des Pratiques Diagnostiques. Elsevier Masson SAS 2017. p. 7-45.
 59. Rousset J-J. Copro-parasitologie pratique: Intérêt et méthodologie, notions sur les parasites du tube digestif: De Boeck Secundair; 1993.
 60. Muhammad Zagloul DA, Mohamed A, Khodari YAW, Farooq MU. Crypto-Giardia antigen rapid test versus conventional modified Ziehl-Neelsen acid fast staining method for diagnosis of cryptosporidiosis. Asian Pacific Journal of Tropical Medicine. 2013;6(3):212-5.
 61. Bailenger J. Coprologie parasitaire et fonctionnelle. Bordeaux : J Bailenger. 1982.
 62. Golvan Y. Les nouvelles techniques en parasitologie. Ambroise-Thomas P. 2ème ed. Paris: Flammarion Médecine-Sciences; 1990.
 63. Leger N, Nottenghem M, Pesson B. Parasitologie médicale. Guide pratique : Biologiste et Praticien. 1992.
 64. Anofel, Botterel F, Dardé M-L, Debourgogne D, Delhaes L, Houzé S, et al. Chapitre 19 -Amoebose. Parasitologie et Mycologie Médicales - Guide des Analyses et des Pratiques Diagnostiques: Elsevier Masson SAS; 2017. p. 231-6.
 65. Gangneux J-P. Nouvelles approches du diagnostic biologique en protozoologie. Revue Française des Laboratoires. 1995;1995(278):80-2.
 66. Bonnin A, Dalle F, Valot S, Dautin G, Di Palma M. Infections à cryptosporidies et à Cyclospora. EMC-Maladies infectieuses. Paris: Elsevier SAS; 2006.
 67. Edouard B, Bohand X, Maslin J. Médicaments des infections à protozoaires (paludisme exclu). EMC - Maladies Infectieuses. 2004;1(4):293-301.
 68. Coudert P, Dreyfuss G. Les protistes digestifs parasites de l'homme: Traitement et prophylaxie. Actualités pharmaceutiques. 2010;49(500):25-7.
 69. Montange D. Autres antiparasitaires. In: Société Française de Pharmacologie et de Thérapeutique CNdPM, Marie-Clémence Verdier,, editor. Pharmacologie des Anti-Infectieux 2018. p. 197-207.
 70. Dardé ML, Fougère E, Buxeraud J. Les anti-amibiens. Actualités Pharmaceutiques. 2018;57(581):1-6.
 71. de Lorgeril M. Infection à Blastocystis hominis: épidémiologie, physiopathologie, contrôle: UNIVERSITE DE LIMOGES; 2011.
 72. SAYBOU S. Étude de l'efficacité de l'association à dose fixe métronidazole - furoate de diloxanide sur les formes végétatives et kystiques des protozoaires intestinaux à OUAGADOUGOU, BURKINA FASO [Thèse de doctorat en Pharmacie] 2012.
-

BIBLIOGRAPHIES

73. Adou-Bryn D, Kouassi M, Brou J, Ouhon J, Assoumou A. Prévalence globale des parasitoses à transmission orale chez les enfants à Toumodi (Côte d'Ivoire). *Médecine d'Afrique Noire*. 2001;48(10):394-8.
 74. Baba OASC, Aminetou BM, Ba O, Mouhamedou K, Elhdj D, Samba H, et al. Prévalence des parasitoses intestinales chez les écoliers dans les Wilayas du Gorgol, Guidimagha et Brakna (Mauritanie). *Revue francophone des laboratoires*. 2012;2012(440):75-8.
 75. Faye O, N'dir O, Gaye O, Dieng T, Bah B, Diallo S. Les parasitoses intestinales dans le bassin du fleuve Sénégal. Résultats d'enquêtes effectuées en milieu rural. *Médecine d'Afrique Noire*. 1998;45(8/9):491-5.
 76. CHEIKHROUHOU F, TRABELSI H, SELLAMI H, MAKNI F, AYADI A. Parasitoses intestinales dans la region de sfax (sud tunisien): étude retrospective digestive parasites in sfax (south of tunisia): a retrospective study.
 77. El-Fadeli S, Bouhouch R, Lahrouni M. La prévalence des parasites intestinaux chez les enfants d'âge scolaire dans une région rurale de Marrakech-Maroc. *Int J Innov Sci Res*. 2015;19:229-34.
 78. Siala E, Toumi I, Béttaiieb J, Boulehmi N, Zallega N, Aoun K, et al. évolution de la prévalence des parasitoses digestives dans la région de tunis de 1996 à 2012 evolution of the prevalence of intestinal parasitosis in the region of tunis from 1996 at 2012. *LA TUNISIE MEDICALE*. 2015;93(11).
 79. Tligui H, Agoumi A. Prevalence du portage parasitaire intestinal chez len fant scolarisé à Tiflet (Maroc). *Revue Francophone des Laboratoires*. 2006;2006(386):65-8.
 80. Benzalim M, BOUSKRAOUI M. Dépistage des parasites intestinaux chez les enfants consultant a l'hôpital de jour de pédiatrie au chu m vi a Marrakech: thèse doctorat en médecine Université Cadi Ayyad, Faculté de Médecine et de ...; 2010.
 81. Diouf S, Diallo A, Camara B, Sy Diagne I, Signate H, Sarr M, et al. Parasitoses intestinales de lenfant en zone rurale sénégalaise (Khombole). *Médecine d'Afrique Noire*. 2000;5(47):229-32.
 82. Belhamri N, Moutaj R. Profil épidémiologique des parasitoses intestinales au service de Parasitologie Mycologie à l'Hôpital Militaire Avicenne de Marrakech. Université de Marrakech. 2015.
 83. HADJ MFZ, MOHAMMEDI A. Etude de la prevalence des parasitoses intestinales chez l' enfant diagnostique au sein du laboratoire de parasitologie-mycologie medicales du chu de TLEMCEM.
-

Résumé

Cette étude vise à préciser la fréquence globale des protozooses à transmission orale chez les enfants d'âge scolaire de la ville de Tlemcen. L'étude s'est déroulée d'octobre 2019 à mars 2020.

Des échantillons fécaux ont été recueillis auprès de 178 élèves (83 garçons (46,63 %) et 95 filles (53,37 %)). Chaque échantillon de selles a fait l'objet d'un examen microscopique direct en eau physiologique et d'un enrichissement selon la méthode de Ritchie simplifiée. L'âge moyen de ces enfants est de $7,62 \pm 2,008$ ans, avec des extrêmes de 4 et 15 ans. La recherche des protozoaires a été positive chez 50 enfants (28,09 %). La fréquence était plus élevée chez les filles que chez les garçons. Parmi les parasites retrouvés ; *Blastocystis hominis* arrive en tête, suivi par *Endolimax nanus*, *Giardia intestinalis*, *Entamoeba coli* et *Entamoeba histolytica*, les fréquences étaient respectivement de : 82%, 20%, 10%, 10% et 4%.

Ces fréquences nous montrent que les parasites intestinaux restent très répandus dans notre contexte. Tant que les conditions sont favorables pour la transmission de ces parasitoses intestinales, elles constitueront toujours un problème de santé publique surtout chez l'enfant.

Mots-clés : Fréquence – Parasitoses intestinales - Protozooses – Enfants – Tlemcen.

Summary

This study aims at specifying the global frequency of oral protozooses in school-age children in the city of Tlemcen. The study took place from October 2019 to March 2020.

Fecal samples were collected from 178 pupils (83 boys (46.63%) and 95 girls (53.37%)). Each stool sample was subjected to direct microscopic examination with physiological water and enrichment using the simplified Ritchie method. The average age of these children is 7.62 ± 2.008 years, with extremes of 4 and 15 years. The search for protozoa was positive in 50 children (28.09%). The frequency was higher in girls than in boys. Among the parasites found; *Blastocystis hominis* came first, followed by *Endolimax nanus*, *Giardia intestinalis*, *Entamoeba coli* and *Entamoeba histolytica*, the frequencies were respectively: 82%, 20%, 10%, 10% and 4%.

These frequencies show us that intestinal parasites remain very responsive in our context. As long as the conditions are favorable for the transmission of these intestinal parasitizes, they will always constitute a public health problem, especially in children.

Keywords: Frequency - Intestinal parasitizes - Protozooses - Children – Tlemcen.

ملخص

تهدف هذه الدراسة إلى توضيح الوتيرة الإجمالية لانتقال عدوى الطفيليات المعوية بالفم لدى الأطفال المتمدرسين في مدينة تلمسان. استمرت الدراسة من أكتوبر 2019 إلى مارس 2020.

جمعت عينات البراز من طرف 178 طفل (83 اولاد (46.63%) و95 بنات (53.37%) وتم إخضاع كل عينة براز للفحص المجهرى المباشر في المياه الفسيولوجية وتخصيب وفق طريقة ريتشي المبسطة. متوسط عمر هؤلاء الأطفال هو 7.62 ± 2.008 سنوات، بحد أقصى 4 و15 عامًا. كان البحث عن البروتوزوا إيجابياً لدى 50 طفلاً (28.09%). كان معدل التكرار أعلى عند الفتيات منه في الأولاد. من بين الطفيليات الموجودة؛ جاءت *Blastocystis hominis* في المرتبة الأولى، تليها *Endolimax nanus*، *Giardia intestinalis*، *Entamoeba coli* و *Entamoeba histolytica*، وكانت الترددات على التوالي: 82%، 20%، 10%، 10% و 4%.

توضح لنا هذه الأرقام أن الطفيليات المعوية تظل شائعة جداً في سياقنا. طالما أن الظروف مواتية لانتقال هذه الطفيليات المعوية، فإنها سنظل دائماً مشكلة صحية عامة، خاصة عند الأطفال.

الكلمات المفتاحية: التردد - طفيليات معوية - داء أولي - أطفال - تلمسان.