

الجمهورية الجزائرية الديمقراطية الشعبية
République Algérienne Démocratique et Populaire

MINISTERE DE L'ENSEIGNEMENT SUPERIEUR
ET DE LA RECHERCHE SCIENTIFIQUE

UNIVERSITE ABOU BEKR BELKAÏD
FACULTE DE MEDECINE
DR. B. BENZERDJEB - TLEMCEM



وزارة التعليم العالي
والبحوث العلمي

جامعة أبو بكر بلقايد
كلية الطب
د. ب. بن زرجب - تلمسان

DEPARTEMENT DE PHARMACIE

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

THÈME :

*Evaluation de la fréquence des parasitoses intestinales chez
les enfants scolarisés*

Présenté par :

M^{elle} OURAIBA IKRAM
M^{elle} SEGHIR NADJET

Soutenu le 24 Juin 2014

Le Jury

Président :

Dr. B. BENABADJI

Chef de service du laboratoire de Microbiologie CHUT

Membres :

Dr. M. GHARBI

Maitre assistante en Pharmacologie

Dr. C. BOUGHARI

Maitre assistante en Pédiatrie CHUT

Dr. F.DIB

Maitre assistant en Gastro-entérologie CHUT

Encadreur :

Dr. D. BENYAHIA

Maitre assistante en Parasitologie-Mycologie médicale CHUT

Co-encadreur:

Dr. M. BENMANSOUR

Maitre assistant en Epidémiologie CHUT

بِسْمِ اللَّهِ الرَّحْمَنِ الرَّحِيمِ



Remerciement

Nous tenons tout d'abord à remercier Dieu le tout puissant et miséricordieux, qui nous a donné la force et la patience d'accomplir ce modeste travail.

En second lieu, nous remercions notre encadreur Dr. D. Benyahia pour ses précieux conseils et son aide durant toute la période du travail, sans laquelle ce mémoire n'aurait pas pu voir le jour.

Nous remercions également Dr .B. Benabadji chef de service de microbiologie, CHU Tlemcen pour les moyens que nous a disposé pour la réalisation de notre travail.

Nos vifs remerciements vont également aux membres du jury pour l'intérêt qu'ils ont porté à notre travail en acceptant d'examiner notre mémoire et de l'enrichir par leurs propositions.

Nos sincères remerciements à Dr. N.Abouéréjal, Dr. M.Gharbi et à toute l'équipe pédagogique du département de pharmacie, Tlemcen.

Un grand merci tout particulier aux pharmaciens résidents en parasitologie : M^{elle} S.Chaif, Mr Z.Elahmar et Mr M. Benmansour.

Enfin, nous remercions tout le personnel du laboratoire de microbiologie, CHU Tlemcen et toutes les personnes qui ont participé de près ou de loin à la réalisation de ce mémoire.

DEDICACE

A ma très chère mère

Affable, honorable, aimable : tu représentes pour moi le symbole de la bonté par excellence, la source de tendresse et l'exemple du dévouement qui n'a pas cessé de m'encourager et de prier pour moi. Aucune dédicace ne saurait être assez éloquente pour exprimer ce que tu mérites pour tous les sacrifices que tu n'as cessé de me donner.

Je te dédie ce travail en témoignage de mon profond amour. Puisse dieu, le tout puissant, te préserver et t'accorder santé, longue vie et bonheur.

A mon père

Aucune dédicace ne saurait exprimer l'amour, l'estime le dévouement et le respect que j'ai toujours pour vous.

Rien au monde ne vaut les efforts fournis jour et nuit pour mon éducation et mon bien être. Ce travail est le fruit de tes sacrifices que tu as consentis pour mon éducation et ma formation. Puisse Dieu, vous procure santé, bonheur et longue vie.

A mes adorables sœurs Nabahat, Lamia, Hanane et mon frère Adlane

En témoignage de l'attachement, de l'amour et de l'affection que je porte pour vous. Quoi que je fasse, je ne pourrais jamais vous récompenser pour les grands sacrifices que vous avez faits et continuez de faire pour moi.

A ma grand-mère maternelle

Ta prière et ta bénédiction m'ont été d'un grand secours pour mener à bien mes études.

A mes tantes et oncles

Vous avez toujours été présents pour les bons conseils. Veuillez trouver dans ce modeste travail ma reconnaissance pour tous vos efforts.

A mes chère(s) ami(e)s qui m'ont soutenu

Sarah, Soumia.B, Soumia.M, Hassiba, Souhila, Leila, Fatima Zohra, Nadia, Meriem, Amina, Nadjet, Mohamed Karim

Aux résidents de Parasitologie-Mycologie médicale

A ma promotion et tous les étudiants de la pharmacie

OURAIBA IKRAM

TABLES DES MATIERES

Liste Des Figures	i
Liste Des Tableaux	ii
Liste Des Abréviations.....	iii
Introduction Générale	iv
PARTIE THEORIQUE.....	v
Chapitre 1 : Etiologies et Clinique des parasitoses intestinales.....	1
1. Définitions.....	2
2. Epidémiologie	2
2.1 Classification des parasites intestinaux	2
2.2 Morphologie	3
2.2.1 Protozoaires	3
2.2.1.1 Agents pathogènes	3
2.2.1.2 Agents non pathogènes	6
2.2.2 Helminthes	10
2.3 Mode de contamination	13
2.4 Facteurs favorisants	14
2.4.1 Facteurs climatiques	14
2.4.2 Facteurs socio-économiques	14
2.4.3 Facteurs professionnels	14
2.4.4 Facteurs comportementaux et réceptivité de l'hôte	14
2.4.5 Facteurs écologiques	15
2.4.6 Facteurs liés aux parasites	15
2.5 Cycle évolutif	15
2.5.1 Cycle chez les protozoaires	15

TABLES DES MATIERES

2.5.2 Cycle chez les helminthes.....	16
2.6 Répartitions géographiques	18
2.7 Prévalence des parasites pathogènes	18
3. Physiopathologie	18
4. Clinique et complications des parasitoses intestinales	19
Chapitre 2 : Diagnostic des parasitoses intestinales	23
1. Diagnostic d'orientation	24
1.1 Contexte évocateur	24
1.2 Signes d'appels	24
1.3 Les examens biologiques d'orientation	24
1.3.1 Hémogramme	24
1.3.2 Bilan biochimique	25
1.3.3 Vitesse de sédimentation	25
1.3.4 Les examens sérologiques	25
1.4 Les autres examens d'orientation	25
2. Diagnostic de certitude	25
2.1 Prélèvements	26
2.2 Examen parasitologique des selles	27
2.2.1 Examen macroscopique	27
2.2.2 Examen microscopique	28
2.2.2.1 Examen direct à l'état frais	28
2.2.2.2 Examen direct après coloration	28
2.2.2.2.1 Coloration immédiates	28
2.2.2.2.2 Coloration permanentes	28
2.2.2.3 Examen microscopique après concentration	29
2.2.3 Techniques spéciales	31
2.3 Cultures des selles	31

TABLES DES MATIERES

2.4 Examens complémentaires	32
2.4.1 Biopsies	32
2.4.2 Tubage duodénales	32
Chapitres 3 : Traitement et prophylaxie des parasitoses intestinales	33
1. Traitement	34
1.1 Les antiparasitaires utilisés	34
1.2 Indications	35
2. Prophylaxie	37
2.1 Prophylaxie individuelle	37
2.2 Prophylaxie collective.....	38
PARTIE PRATIQUE.....	39
1. Objectifs du travail	40
1.1 Objectif principal	40
1.2 Objectifs secondaires	40
2. Matériels et méthodes	40
2.1 Matériels	40
2.1.1 Matériels de prélèvements	40
2.1.2 Matériels biologiques	40
2.1.3 Matériels et réactifs de laboratoire	41
2.2 Méthodes	42
2.2.1 Protocole d'étude	42
2.2.1.1 Type et population étudiée	42
2.2.1.2 Critères d'inclusion	43
2.2.1.3 Critères d'exclusion	43
2.2.1.4 Facteurs étudiés	43
2.2.1.5 Critères de jugements	43
2.2.1.6 Analyse statistique des données	43

TABLES DES MATIERES

2.2.2 Procédures	43
2.2.2.1 Autorisation et consentement	43
2.2.2.2 Collectes des données	44
2.2.2.3 Diagnostic parasitologique	45
3. Résultats et interprétations	62
4. Discussion	89
Conclusion général	95
ANNEXE	98
Bibliographies.....	108

LISTE DES TABLEAUX

Tableau I : Classification des parasites intestinaux	2
Tableau II : Morphologie des formes parasitaires des agents pathogènes	3
Tableau III : Morphologie des formes parasitaires des agents non pathogènes	6
Tableau IV : Morphologie des formes parasitaires des helminthes	10
Tableau V : Clinique et complications des protozooses et helminthoses intestinales	19
Tableau VI : Différentes formes parasitaires cherchées dans les selles	26
Tableau VII : Techniques de concentration physiques	29
Tableau VIII : Techniques de concentration diphasiques	30
Tableau IX : Techniques spéciales	31
Tableau X : Intérêts et milieux de culture des selles	31
Tableau XI : Les parasites susceptibles d'être trouvés dans les fragments biopsiques	32
Tableau XII : Molécules utilisées dans le traitement des parasitoses intestinales	34
Tableau XIII : Indications des molécules antiparasitaires	35
Tableau XIV : Répartition des écoliers selon le sexe	63
Tableau XV : Fréquence de parasitoses intestinales selon le sexe	65
Tableau XVI : Répartition des écoliers infestés selon le nombre de parasites hébergés	66
Tableau XVII : Types des associations parasitaires observées	66
Tableau XVIII : Répartition des parasites isolés selon l'embranchement	69
Tableau XIX : Répartition des parasites selon leur classe parasitaire	69
Tableau XX : Répartition des écoliers selon les résultats de l'examen parasitologique des selles et le sexe	86
Tableau XXI : Formes végétatives et kystiques des agents pathogènes des protozoaires	99
Tableau XXII : Formes végétatives et kystiques des agents non pathogènes des protozoaires	101
Tableau XXIII : Forme adultes et œufs d'helminthes	104
Tableau XXIV : Composition des colorants utilisés	107

LISTE DES FIGURES

Figure 1: Forme végétative d' <i>Entamoeba histolytica</i>	99
Figure 2: Kyste d' <i>Entamoeba histolytica</i>	99
Figure 3: Forme végétative de <i>Giardia intestinalis</i>	99
Figure 4: Kyste de <i>Giardia intestinalis</i>	99
Figure 5: Forme végétative de <i>Balantidium coli</i>	99
Figure 6: Kyste de <i>Balantidium coli</i>	99
Figure 7: Oocyste de <i>Cryptosporidium parvum</i>	100
Figure 8: Oocyste d' <i>Isospora belli</i>	100
Figure 9: Spore d' <i>Enterocytozoon bineusi</i>	100
Figure 10: Oocyste de <i>cyclospora cayetanensis</i>	100
Figure 11: Forme végétative d' <i>Entamoeba dispar</i>	101
Figure 12: Kyste d' <i>Entamoeba dispar</i>	101
Figure 13: Forme végétative d' <i>Entamoeba hartmanni</i>	101
Figure 14: Kyste d' <i>Entamoeba hartmanni</i>	101
Figure 15: Forme végétative d' <i>Entamoeba polecki</i>	101
Figure 16: Kyste d' <i>Entamoeba polecki</i>	101
Figure 17: Forme végétative d' <i>Entamoeba coli</i>	101
Figure 18: Kyste d' <i>Entamoeba coli</i>	101
Figure 19: Forme végétative d' <i>Endolimax nanus</i>	102
Figure 20: Kyste d' <i>Endolimax nanus</i>	102
Figure 21: Forme végétative de <i>Pseudolimax butschlii</i>	102
Figure 22: Kyste de <i>Pseudolimax butschlii</i>	102
Figure 23: Forme végétative de <i>Chilomastix mesnili</i>	102
Figure 24: Kyste de <i>Chilomastix mesnili</i>	102
Figure 25: Forme végétative de <i>Trichomonas intestinalis</i>	102
Figure 26: Forme végétative d' <i>Enteromonas hominis</i>	103
Figure 27: Kyste d' <i>Enteromonas hominis</i>	103
Figure 28: Forme végétative d' <i>Embadomonas intestinalis</i>	103
Figure 29: Kyste d' <i>Embadomonas intestinalis</i>	103
Figure 30: Forme végétative de <i>Dientamoeba fragilis</i>	103
Figure 31: Forme vacuolaire de <i>blastocystis hominis</i>	103
Figure 32: Adulte d' <i>Ascaris lumbricoïdes</i> (male et femelle)	104

LISTE DES FIGURES

Figure 33: Œufs d' <i>Ascaris lumbricoïdes</i> (male et femelle)	104
Figure 34: Adulte d' d' <i>Enterobius vermicularis</i>	104
Figure 35: Œufs d' d' <i>Enterobius vermicularis</i>	104
Figure 36: Adulte de <i>Trichuris trichura</i>	104
Figure 37: Œufs de <i>Trichuris trichura</i>	104
Figure 38: Adulte de <i>Taenia saginata</i>	104
Figure 39: Œuf de <i>Taenia. sp</i>	104
Figure 40: Adulte de <i>Taenia solium</i>	105
Figure 41: Adulte de <i>Diphyllobothrium latum</i>	105
Figure 42: Œuf de <i>Diphyllobothrium latum</i>	105
Figure 43: Œufs d' <i>Hymenolepis nana</i>	105
Figure 44: Adulte d' <i>Hymenolepis nana</i>	105
Figure 45: Prélèvement par scotch test anal	40
Figure 46: Prélèvement des selles	40
Figure 47: Matériels de laboratoire utilisé pour le diagnostic des parasitoses intestinales	41
Figure 48: Les réactifs utilisés au laboratoire pour la coproparasitologie des selles	42
Figure 49: Matériels de prélèvements donnés pour chaque enfant	45
Figure 50: Mouvements en zig-zag effectué pour la lecture de la lame	47
Figure 51: kyste de <i>Giardia intestinalis</i> . Examen direct à l'état frais	47
Figure 52: Kyste d' <i>Endolimax nanus</i> . Examen à l'état frais	48
Figure 53: Kyste de <i>Pseudolimax butschlii</i> . Examen à l'état frais	48
Figure 54: Forme vacuolaire de <i>Blastocystis hominis</i> . Examen à l'état frais	49
Figure 55: Cristaux de Charcot leyden. Examen à l'état frais	49
Figure 56: Kyste de <i>Giardia intestinalis</i> . Examen direct au Lugol	50
Figure 57: Kyste de <i>Pseudolimax butschlii</i> . Examen direct au Lugol	51
Figure 58: Kyste d' <i>Endolimax nanus</i> . Examen direct au Lugol	51
Figure 59: Forme végétative de <i>Giardia intestinalis</i> colorée au MIF	52
Figure 60: Kyste de <i>Giardia intestinalis</i> colorée au MIF	53
Figure 61: Forme végétative de <i>Giardia intestinalis</i> . Coloration au Giemsa.....	54
Figure 62: Les quatre couches obtenues après concentration par la technique de Ritchie .	56
Figure 63: Kyste de <i>Giardia intestinalis</i> . Examen au Lugol après concentration	57
Figure 64: Kyste d' <i>Endolimax nanus</i> . Examen au Lugol après concentration	58
Figure 65: Kyste d' <i>Entamoeba coli</i> . Examen au Lugol après concentration	58

LISTE DES FIGURES

Figure 66: Kyste de <i>Chilomastix mesnili</i> . Examen au Lugol après concentration	59
Figure 67: Kyste d' <i>Entamoeba hartmanni</i> . Examen au Lugol après concentration	59
Figure 68: Kyste d' <i>Entamoeba histolytica/dipar</i> . Examen au Lugol après concentration .	60
Figure 69: Scotch test positif montrant des œufs d' <i>Enterobius vermicularis</i> . Obj×10	61
Figure 70: Œufs d' <i>Enterobius vermicularis</i> avec une larve bien nette. Obj×40.....	61
Figure 71: Répartition des écoliers selon les écoles	63
Figure 72: Répartition du nombre d'enfants selon les signes cliniques	64
Figure 73: Fréquence globale des parasitoses intestinales chez les écoliers examinés	65
Figure 74: Répartition des enfants infestés selon les différents signes cliniques.....	67
Figure 75: Répartition des espèces parasitaires isolées	68
Figure 76: Répartition des parasites isolés selon la pathogénie	70
Figure 77: Fréquence des parasitoses intestinales selon l'examen parasitologique des selles (EPS)	71
Figure 78: Fréquence des parasitoses intestinales selon l'examen direct	72
Figure 79: Fréquence des parasitoses intestinales selon la technique de Ritchie.....	73
Figure 80: Fréquence d'oxyurose chez les écoliers examinés selon les résultats de scotch-test	74
Figure 81: Pourcentage d'infestation dans chaque famille.....	75
Figure 82: Fréquence globale d'infestation par l'oxyurose chez les familles d'enfants atteints	75
Figure 83: Répartition des parasites isolés par examen parasitologique des selles chez les enfants infestés	76
Figure 84: Répartition des espèces parasitaires isolées par examen direct	77
Figure 85: Répartition des espèces parasitaires isolées par la technique de Ritchie.....	78
Figure 86: Répartition des parasites isolés par l'EPS selon la pathogénie	79
Figure 87: Confrontation de l'examen direct à la technique de Ritchie	80
Figure 88: Fréquence des parasitoses intestinales à l'examen parasitologique des selles selon le sexe	81
Figure 89: Diagnostic de la giardiose en fonction de la présence ou non d'un retard-saturo-pondérale (RSP)	82
Figure 90: Fréquence d'oxyurose en fonction du sexe	83
Figure 91: Répartition des résultats de scotch-test en fonction de la présence ou non du prurit anal chez l'enfant	84
Figure 92 : Répartition des résultats de scotch-test en fonction de la présence ou non d'agitation chez l'enfant.....	85

LISTE DES FIGURES

Figure 93 : Répartition des écoliers selon les résultats du diagnostic parasitologique et la présence ou non des douleurs abdominales	87
--	----

LISTE DES ABREVIATIONS

M.I.F: Merthiolate-Iode-Formol

M.F: Merthiolate-Formol

E.P.S : Examen parasitologique des selles

ST: Scotch-test

Introduction Générale

Les parasitoses intestinales constituent un problème majeur de santé publique dans le monde. Ces maladies menacent le développement socioéconomique des pays en voie de développement (PED) avec un taux de morbidité et de mortalité très élevé causant des conséquences énormes sur le plan médical par les troubles qu'elles occasionnent chez les sujets parasités d'une part et d'autre part sur le plan économique par les mesures thérapeutiques et préventives coûteuses qu'elles imposent .

Les parasitoses n'étant pas soumises à une déclaration obligatoire (sauf le cas d'amibiase), et leur prévalence est difficile à connaître. Cependant, l'Organisation mondiale de la santé (OMS) en donne des approximations impressionnantes avec une prévalence estimée en 2002, à environ 3,5 milliards de personnes infestées par les parasites intestinaux dans le monde.

Le tube digestif de l'être humain peut être colonisé par diverses espèces parasitaires qu'il s'agisse de protozoaires ou d'helminthes. Cette situation stratégique au sein de l'hôte apporte au parasite un substrat nutritionnel régulier et assure la pérennité de son cycle de transmission qui est majoritairement lié au péril fécal [5].

La plupart de ces parasites intestinaux sont pathogènes.

Ces parasitoses intestinales touchent la population générale ou certaines espèces prédominent chez des sujets bien individualisés tel que les immunodéprimés et les enfants. Ces derniers sont sujet de divers parasitoses y compris ceux de tube digestif et cela peut être du à la méconnaissance de l'hygiène alimentaire et le contact fréquent avec le sol, ces parasitoses viennent occuper les premiers rangs de la morbidité chez cette catégorie de patients.

Ce travail a pour objectif d'établir la fréquence des parasitoses intestinales per os et à élimination fécale chez les enfants scolarisés âgés entre cinq ans et six ans.

PARTIE THEORIQUE

CHAPITRE 1

ÉTIOLOGIE ET CLINIQUE DES PARASIToses INTÉSTINALES

1. Définitions

Les parasitoses intestinales sont des maladies dues à la présence dans le tube digestif humain ou animal des parasites appartenant à deux embranchements celui de protozoaires qui comprend des espèces unicellulaires mobiles ou non et celui des helminthes ou métazoaires comprenant des espèces pluricellulaires.

2. Epidémiologie

2.1 Classification

Les parasites intestinaux sont classés selon deux embranchements celui des protozoaires et celui des métazoaires ou helminthes.

Tableau I. Classification des parasites intestinaux [23]

	Classe	Espèces
Embranchement des protozoaires	Rhizopodes	- <i>Entamoeba histolytica</i> - <i>Entamoeba coli</i> - <i>Entamoeba polecki</i> - <i>Entamoeba hartmanni</i> - <i>Endolimax nana</i> - <i>Dientamoeba fragilis</i> - <i>Pseudolimax butschlii.</i>
	Flagellés	- <i>Trichomonas intestinalis</i> - <i>Giardia intestinalis</i> - <i>Chilomastix mesnili</i> - <i>Retortamonas</i> (<i>Embadomonas</i>) <i>intestinalis</i> - <i>Enteromonas hominis.</i>
	Ciliés	<i>Balantidium coli</i>
	Blastocystea	<i>Blastocystis hominis</i>
	Sporozoaires	- <i>Isospora belli</i> - <i>Cryptosporidium sp</i> - <i>microsporidium sp</i> - <i>cyclospora cayetanensis</i>

Embranchement des Helminthes	Sous embranchement	classe	Espèces
	Némathelminthes	Nématodes	- <i>Ascaris lumbricoides</i> - <i>Enterobius vermicularis</i> - <i>Trichuris trichiura</i>
	Plathelminthes	Cestodes	- <i>Taenia saginata</i> - <i>Taenia solium</i> - <i>Hymenolepis nana</i> - <i>Diphyllobotrium latum</i>
		Trématodes	- <i>Fasciolopsis buski</i> - <i>Heterophyes heterophyes</i>

NB : les parasites intestinaux appartenant à la classe des trématodes ne se trouvent pas en Algérie et donc ne seront pas traités dans ce chapitre.

2.2 Morphologie :

2.2.1 Protozoaires :

Les protozoaires se trouvent dans l'hôte parasité sous deux formes : une forme mobile appelée forme végétative ou trophozoïte et une forme de résistance (inconstante) appelée kyste et destinée à sortir de l'hôte [54].

Les caractéristiques morphologiques des protozoaires sont élucidées dans les tableaux II et III.

Tableau II. Morphologie des formes parasitaires des agents pathogènes

Parasite	Forme végétative	Forme de résistance (kyste ou oocyste ou spore)
Rhizopodes		
	Trophozoïte : Deux Formes végétatives : forme minuta (non hématophage) et forme histolytica (hématophage) qui sont de même morphologie et	Kyste : -Taille : 12 à 14µm -Forme : sphérique -Contour : réfringent et épais. -Corps cristalloïdes en

<p><i>Entamoeba histolytica</i></p>	<p>ne diffèrent que par leurs tailles (histolytica ; 20-40µm, minuta : 6-20µm) et leurs rythmes de division (histolytica: accéléré, minuta : lent). -Déplacement : par pseudopode dans un seul sens « en limace ». -Noyau : Chromatine périphérique fine et régulière bien visible à l'état frais. -le caryosome : en position centrale - le cytoplasme : finement granuleux, contient des hématies plus ou moins digérées dans la forme histolytica, et jamais d'hématies dans la forme minuta (Figure 1) [26].</p>	<p>saucisson. -Nombre de noyau : 4 (Figure 2) [23].</p>
<p>Flagellées</p>		
<p><i>Giardia intestinalis</i></p>	<p>Trophozoïte : -Taille : 10-20/5-12µm. - 2 noyaux volumineux. - Au-dessus des noyaux, partent 8 flagelles groupés en 4 paires dirigés vers la partie postérieure. -Corps : De face, apparaît aplatie en cerf-volant dont la partie antérieure, est marquée par une grande dépression dans laquelle on voit les deux noyaux. -Présence de corps parabasaux et un faux axostyle (prolongements intracytoplasmiques de flagelles) (Figure 3) [55].</p>	<p>Kyste : -Taille : 12 à 15µm -Noyau : kyste jeune 1 noyau, kyste mature 4 noyaux en position antérieure. contour : mince, lisse et réfringent. [4] -les flagelles sous forme d'une cloison longitudinale en S (Figure 4) [55].</p>

	De Profil : en forme de cuillère avec un disque ventral permet à la forme végétative de se fixer sur la paroi intestinale [4].	
Ciliées		
<i>Balantidium coli</i>	<p>-Taille : 50 à 200µm de long et 20 à 70µm de large.</p> <p>-corps : est recouvert de cils vibratiles.</p> <p>La partie antérieure est plus effilée et présente une fente oblique bordée de cils volumineux : le cytostome qui se prolonge par une dépression : le péristome.</p> <p>Au pole opposé, l'orifice anal est difficilement visible.</p> <p>-Noyau : est constitué d'un macronucléus (gros noyau) et D'un micronucléus (petit noyau).</p> <p>-Cytoplasme : est rempli de vacuoles digestives et pulsatiles, et de débris alimentaires (Figure 5) [4].</p>	<p>Kyste :</p> <p>-Forme : arrondi et mesure 50 à 60µm de diamètre.</p> <p>-paroi : épaisse et transparente.</p> <p>- Les deux noyaux sont visibles.</p> <p>-Les cils persistent à l'intérieur du kyste où le parasite est mobile (Figure 6) [4].</p>
Sporozoaires		
<i>Cryptosporidium parvum</i>	<p>Oocyste :</p> <p>-Taille : de 4 à 5µm.</p> <p>- Forme sphérique ou ovoïde.</p> <p>-Sporulé : contenant quatre sporozoites et un corps résiduel.</p> <p>-La coque externe lui permet de survivre dans le milieu extérieur (Figure 7) [4].</p>	

<i>Cyclospora cayetanensis</i>	<p>-Taille : 8 à 10µm de diamètre.</p> <p>-Sporulé ou non.</p> <p>-les sporocystes : correspondant à des structures internes composées de 6 à 8 petits globules réfringents juxtaposés ou des formations globuleuses (Figure 10) [4].</p>
<i>Isoospora belli</i>	<p>-taille : 25 à 30µm× 12 à 16µm.</p> <p>-Forme : ovulaire, allongée avec une extrémité plus effilée.</p> <p>-Une paroi lisse et épaisse et un sporoblaste médian.</p> <p>-Dans le milieu extérieur, donne naissance à deux sporocystes contenant chacun quatre sporozoïtes (Figure 8) [4].</p>
<i>Enterocytozoon biveusi</i> (génotype A, B, C, Q et D)	<p>Spore :</p> <p>-Les spores sont petites et ovulaires (1,5 µm×1 µm) avec 5 à 7 tours de spire du filament polaire, organisé en 2 rangées (Figure 9).</p>
<i>Encephalitozoon intestinalis</i>	<p>Spores : sont environ deux fois plus grandes que celles d'<i>E. biveusi</i> (2,5 µm/1,5 µm) avec 5 à 7 tours de spire du filament polaire organisé en une seule rangée [33].</p>

NB : Les figures sont mentionnées dans l'Annexe 1

Tableau III. Morphologie des formes parasitaires des agents non pathogènes

Parasite	Forme végétative	Forme kystique
Rhizopodes		
<i>Entamoeba dispar</i>	Possède la même morphologie que celle d' <i>Entamoeba histolytica</i> type minuta (Figure 11)	La même morphologie que celle d' <i>Entamoeba histolytica</i> (Figure 12).
<i>Entamoeba hartmanni</i>	<p>-Taille : 6-7µ m.</p> <p>-Mobilité : dans une direction</p>	<p>-Taille : 6-8µm</p> <p>-Forme ronde.</p>

	<p>unique.</p> <p>-Vacuole : petite alimentaire.</p> <p>-Noyau : de membrane mince, la couronne de chromatine est grossière, -le caryosome est gros et excentré (Figure 13) [4].</p>	<p>-Contour réfringent.</p> <p>-Présence possible de corps cristalloïdes.</p> <p>-Vacuoles : nombreuses et petites.</p> <p>-Nombre de noyau : 1à4 (Figure 14) [23].</p>
<i>Entamoeba polecki</i>	<p>-Taille : 12-25µm</p> <p>-Pseudopodes arrondis et lents.</p> <p>-présence d'inclusions alimentaires.</p> <p>-Noyau : structure à celui d'Entamoeba histolytica (Figure 15) [4].</p>	<p>-Taille : 12-14µm.</p> <p>-Forme : ronde et réfringente.</p> <p>-Présence de corps cristalloïdes.</p> <p>-Noyau : 1ou 2 (Figure 16) [4].</p>
<i>Entamoeba coli</i>	<p>-Taille : 20 à 30µm</p> <p>-Déplacement : Par pseudopode, non rectiligne.</p> <p>-Noyau : couronne et amas de chromatine périphérique.</p> <p>-caryosome excentré.</p> <p>-Cytoplasme : grosses vacuoles bourrées d'inclusions (Figure 17) [4].</p>	<p>-Taille : 18 à 20 µm.</p> <p>-Forme : Ronde ou allongée.</p> <p>-Aspect : réfringent.</p> <p>-Contenu : Kyste jeune, glycogène abondant.</p> <p>-Vacuole centrale.</p> <p>-noyaux : 1 à 8 repoussés vers la paroi (Figure 18) [4].</p>
<i>Endolimax nanus</i>	<p>-taille : 8-10µm.</p> <p>-pseudopodes en forme de boursouffure caractéristiques.</p> <p>-Vacuoles : nombreuses et petites.</p> <p>-Noyau : avec un caryosome globuleux, et pas de Chromatine (Figure 19) [4].</p>	<p>-Taille : 6-8µm.</p> <p>-Forme arrondie plus ou moins ovoïde.</p> <p>-Coque externe mince, peu réfringente.</p> <p>-Pas de corps cristalloïde.</p> <p>-Noyau : 1, 2ou4 regroupés en 2 aux extrémités (Figure 20) [4].</p>

<i>Pseudolimax butschlii</i>	<ul style="list-style-type: none"> -Taille : 8-15µm. -un pseudopode en doigt de gant puis de nombreux pseudopodes larges et courts. -Vacuoles : nombreuses avec inclusions. -Noyau : invisible chez les formes vivantes, gros caryosome réfringent, plutôt central (Figure 21) [4]. 	<ul style="list-style-type: none"> -Taille : 10µm. -Forme variable, arrondie ou ovoïde. -Contour : épais et réfringent. -Vacuole : une seule qui se colore au Lugol. -Un seul noyau (Figure 22) [4].
Flagellées		
<i>Chilomastix mesnili</i>	<ul style="list-style-type: none"> -Taille : 10-15µm. -forme : allongée, avec une extrémité antérieure arrondie et une postérieure effilée. -Un seul noyau en position antérieure. -Quatre flagelles dont un logé dans le cytostome. -un sillon de torsion (Figure 23) [4], [55]. 	<ul style="list-style-type: none"> -Taille : 8µm -Piriforme. -Nombre de noyau : un seul situé en avant. -Les flagelles atrophiés, retrouvés dans le cytoplasme (Figure 24) [4].
<i>Trichomonas intestinalis</i>	<ul style="list-style-type: none"> -Taille : 6 à 12 µm. -forme : aplatie en amande. -noyau : -flagelles : 4 antérieures et un postérieur accolé au corps formant une membrane ondulant (Figure 25) [56], [4]. 	Pas de kyste.
<i>Enteromonas hominis</i>	<ul style="list-style-type: none"> -Taille : 3 à 5 µm. -forme : ovulaire ou arrondie. -Noyau : 1 noyau antérieur. -Flagelle : 3 flagelles antérieurs 	<ul style="list-style-type: none"> -Taille : 6 à 8 µm -Forme : Ovulaire ou ellipsoïdale. -contour : très mince.

	et un postérieur (Figure 26) [4], [55].	-Noyau : 1 à 4 noyaux disposés 2à2 aux extrémités. -Flagelles : parfois visibles (Figure 27) [4], [55].
<i>Embadoomonas intestinalis</i>	Taille : 5-12µm×3-5 µm. -forme : piriforme. -noyau : 1 noyau. -Flagelles : 2 antérieurs se dirigeant en avant (Figure 28) [4], [55].	-Taille : 4 à 6 µm -Forme : Piriforme. -contour : relativement épais. -Flagelle : 1 en U entourant le noyau (Figure 29) [4], [55].
<i>Dientamoeba fragilis</i>	Taille : 3 à 20µm Forme : arrondie, immobile (dans les selles molles), mobile (dans les selles fluides ou dans les cultures) grâce à des pseudopodes en ailes de ventilateur. Noyau : 1 ou 2 reliés par un filament « paradesmose » (Figure 30) [55].	Pas de kyste connu [55].
Blastocystea		
<i>Blastocystis hominis</i>	1-La forme vacuolaire : - Forme sphérique. - taille : allant d'un diamètre de 2 µm à 200 µm, pour une moyenne d'environ 15 µm. - Caractérisée par une large vacuole centrale pouvant occuper jusqu'à 90% du volume cellulaire qui repousse le cytoplasme en une fine bande à la périphérie de la cellule (Figure 31). [50]	-Taille : allant de 3 à 5 µm de diamètre. -Une paroi : multicouche entourant la cellule. -Le cytoplasme : apparaît condensé, et la présence de plusieurs petites vacuoles a été observée, des réserves de glycogènes ainsi que des inclusions lipidiques peuvent être présentes. -Des infections

	<p>2- La forme granulaire :</p> <ul style="list-style-type: none"> - Taille : varie de 3 à 80 µm. - Caractérisée par la présence de granules dans le cytoplasme ou la vacuole centrale. - Les granules ont des aspects hétérogènes et ont été décrits comme de petites vésicules ou des gouttes lipidiques [50]. <p>3- La forme amiboïde :</p> <p>Peu décrite, et ses observations restent contradictoires [50].</p>	<p>expérimentales chez la souris montrent qu'il s'agit d'une forme infectante [50].</p>
--	---	---

NB : Les figures sont mentionnées dans l'**annexe 2**

2.2.2 Helminthes :

Les helminthes se présentent sous trois formes parasitaires :

- La forme adulte : c'est la forme de reproduction du parasite.
- Les œufs : renferment un embryon dès l'élimination ou après maturation dans le milieu extérieur.
- La larve : forme intermédiaire entre l'embryon et l'adulte, elle assure la dissémination des parasites à cycle indirect.

La morphologie des helminthes est illustrée dans le **tableau IV**.

Tableau IV. Morphologie des formes parasitaires des helminthes

Parasite	Adultes	Œufs
Nématodes		
<i>Ascaris lumbricoïdes</i>	<ul style="list-style-type: none"> -Les mâles mesurent de 12 à 30 cm de long sur 2 à 4 mm de diamètre. -Les femelles atteignent 20 à 35 cm de long sur 3 à 6mm de diamètre. -Couleur : rosée, le ver mort est de 	<ul style="list-style-type: none"> -Forme : ellipsoïde -Taille : 50 à 75µm×40 à 60µm -Couleur : brun acajou foncé.

	couleur blanc opaque (Figure 32) [38].	-Double enveloppe épaisse : Externe : d'un aspect mamelonné. Interne : clair, épaisse, lisse entourant une masse embryonnaire centrale, granuleuse, jaune (Figure 33) [4].
<i>Enterobius vermicularis</i>	-Vers ronds et blancs de petite taille. mesure 0,9 à 3,8 mm de long et 0,1 à 0,2 mm de diamètre. -La femelle, ovipare, mesure 9 à 13 mm de long et 0,3 à 0,5 mm de diamètre (Figure 34) [1].	- Taille : 50 à 60 µm de long et 30 à 32 µm de large. - Lisses, à paroi épaisse, oblongs, asymétriques, avec une face plus convexe que l'autre en coupe transversale et un pôle plus aigu d'où sortira la larve (Figure 35) [1].
<i>Trichuris trichura</i>	Vers ronds et de couleur blanche. Male : mesurant 30 à 45 mm de long. femelle : 35 à 50 mm de long (Figure 36) [47].	-Taille : 55µm sur 20 µm -Forme : ovoidale caractéristique en citron. -Coque : double, épaisse et interrompue à chaque pôle par un bouchon muqueux. -Non embryonné (Figure 37) [28].
Cestodes		
<i>Tænia saginata</i>	-Taille : 4-8 m (15 m). -Scolex : inerme avec 4 ventouses. -Segment ovigère : 16-20 x 4-7 mm, -Utérus portant de chaque cotés 15-35 branches peu ramifiées (Figure 38) [25].	- Taille moyenne : 60 x 40 µm. - Ils possèdent deux coques : - Une externe ou membrane vitelline : fragile, épaisse, translucide contenant des granules réfringents, délimitant

		<p>l'œuf proprement dit.</p> <ul style="list-style-type: none"> - Une interne : brun sombre, radiée, résistante, délimitant un embryophore de 30 à 40 µm x 20 à 30 µm contenant un embryon muni de 3 paires de crochets ou hexacante (Figure 39) [28].
<i>Tænia solium</i>	<ul style="list-style-type: none"> -Ver blanc transparent. -Taille : 2 à 3m. -Scolex : globuleux et porte 4 ventouse et crochets disposés en double couronne (Figure 40) [25]. 	<p>Ne peut être différencié de celle de <i>tænia saginata</i>.</p>
<i>Diphyllobothrium latum</i>	<ul style="list-style-type: none"> -Taille : jusqu'à 15m. -Scolex : 1 à 5mm, en forme de massue, il présente 2 fentes allongées (bothridies) l'une ventrale et l'autre dorsale. -Cou : grêle. -Anneaux sont au nombre de 3000 à 4000 : les premiers sont distincts, les suivants plus larges que long, les anneaux murs présentent au centre une tache noire lobée formé par l'accumulation des œufs dans l'utérus (Figure 41) [4]. 	<ul style="list-style-type: none"> - Taille : 70 × 45µm. -Forme : ovoïde, pourvus d'un opercule. -Couleur : brune (Figure 42) [4], [33]
<i>Hymenolepis nana</i>	<ul style="list-style-type: none"> -Taille : 10 à 30mm sur 0.5 à 1mm. -Scolex muni de 4 ventouses, d'un rostre court rétractile et d'une couronne de 20 à 30 crochets. -Cou : rétréci mais assez long. -Strobile : filiforme formé de 200 anneaux dont les cinquante derniers 	<ul style="list-style-type: none"> -Taille : 30 à 40µm. -Forme : ovalaire. -Couleur : marron foncé. -La coque : comprend deux parties : *La première externe mince,

	<p>sont murs. -Pores génitaux sont du même coté (Figure 43) [4].</p>	<p>lisse et incolore. *La seconde ovalaire avec deux pôles d'où partent 4 à 5 filaments flexueux qui s'étalent entre les deux coques. -Embryon hexacanthé à 6 crochets (Figure 44) [4].</p>
--	---	--

NB : Les figures sont mentionnées dans l'**annexe 3**

2.3 Mode de contamination :

Les maladies parasitaires y compris celles de tube digestif peuvent s'introduire chez l'homme par différentes voies de contamination et qui sont représentées comme suite :

➤ **La voie orale :**

Cette voie représente la voie majeure de contamination.

Le parasite s'introduit dans l'organisme par ingestion des aliments contaminés par les formes parasitaires infestantes des protozoaires (kystes, oocystes œufs) ou métazoaires (œufs, larves).

L'eau et les crudités véhiculent les kystes et les oocystes et les œufs, la viande, les insectes (ingestion accidentelle de vers de farine, de puce, ou de blatte) véhiculent les larves.

La géophagie constitue une voie particulière de contamination par les œufs d'helminthes chez les enfants [72], [73], [46], [24], [54].

➤ **La voie oro-fécale :**

Cette voie constitue la transmission directe de l'anus à la bouche due à une mauvaise hygiène des mains (auto-infestation en cas d'oxyurose ou par contact avec les déjections humaines ou animales). Les pratiques sexuelles oro-anales font parties de cette voie de transmission [72], [73], [46], [24], [54].

➤ **L'inhalation :**

C'est une voie de contamination exceptionnelle où la transmission peut se faire par inhalation de poussière renfermant des œufs d'helminthes qui sont par la suite dégluties avec les sécrétions respiratoires (cas des oxyures).

2.4 Facteurs favorisants :

Certains facteurs contribuent à la dissémination des parasites et favorisent l'infestation de l'homme alors que d'autres favorisent l'expression de la pathogénie du parasite parmi ces facteurs on trouve :

2.4.1 Facteurs climatiques :

Le climat tropical avec une température, une humidité et une pluviométrie élevées favorisent le développement, la maturation et la conservation des œufs, des larves des helminthes et des kystes des protozoaires dans le milieu extérieur [74].

2.4.2 Facteurs socio-économiques :

Ces facteurs sont liés d'une part aux conditions de vie défavorables (pauvreté, manque d'eau potable, manque de système d'assainissement et d'évacuation des eaux usées, points d'alimentation en eau de boisson souillée en permanence par les agents pathogènes) et d'autre part à l'état des habitations (la promiscuité favorise les affections à contamination inter-humaine directe).

2.4.3 Facteurs professionnels :

Certaines professions sont exposées et peuvent être à l'origine de la contamination telle que l'agriculture (contact avec la terre) [74].

2.4.4 Facteurs comportementaux et réceptivité de l'hôte :

Ces facteurs diffèrent d'un hôte à l'autre et représentés par :

- Le manque d'hygiène alimentaire et corporelle qui entraîne la contamination du milieu naturel et l'infestation de la population.
- Les carences nutritionnelles: la malnutrition protéino-calorique,
- La coexistence chez le même individu de plus d'un parasite (pluriparasitisme) [74].

- L'immunodépression représente le principal facteur de risque de certaines parasitoses intestinales opportunistes (infection par le VIH ou non) [33].
- L'âge : les enfants et les personnes âgées sont en général plus exposés en raison de leur mauvaise hygiène [38], [74].

2.4.5 Les facteurs écologiques

Ces derniers favorisent la présence et la pullulation des hôtes intermédiaires retrouvés au niveau des eaux stagnantes riches en végétations [74].

2.4.6 Facteurs liés au parasite

Plusieurs caractères biologiques favorisent la transmission des parasites et qui sont :

- La résistance des formes infestantes dans l'environnement (plusieurs mois selon les conditions), exemple : les kystes des amibes, les œufs d'Ascaris qui peuvent s'embryonner dans le milieu extérieur.
- La faible taille des oocystes des sporozoaires permet de prendre en défaut certains dispositifs de filtration.
- La résistance au chlore, utilisé dans le traitement de l'eau potable, se voit chez certains parasites tel que les kystes de *Giardia intestinalis* et les oocystes des coccidies.
- L'adaptation du parasite à plusieurs hôtes animal (bovin en particulier qui assure une contamination massive de l'environnement) ou humain [27].

2.5 Cycle évolutif :

Le parasite subit une suite de transformation au cours de sa vie pour assurer sa survie ainsi que la pérennité de son espèce, ces transformations ont lieu chez les différents hôtes ainsi que dans le milieu extérieur.

2.5.1 Cycle chez les protozoaires :

➤ Les amibes, les flagellés et les ciliés :

Après contamination par la forme parasitaire infestante, le kyste, ce dernier sous l'action de suc gastrique se lyse et libère le trophozoïte (forme végétative) qui va coloniser différentes parties de l'intestin selon l'espèce parasitaire :

-Sur la bordure en brosse des villosités des entérocytes du duodénum et du jéjunum (*Giardia intestinalis*).

-Au niveau du colon : *Entamoeba histolytica* sous forme minuta, *Balantidium coli*.

-Dans certaines conditions le parasite peut traverser la muqueuse intestinale et gagner par voie lymphatique ou sanguine les organes voisins tels le foie (*Balantidium coli*, la forme hématophage d'*Entamoeba histolytica histolytica*) où il va exercer une action lytique sur les tissus et se multiplie par scissiparité et/ou conjugaison.

En fin, le parasite est éliminé sous forme enkystée (qui assure la dissémination) et/ou végétative [4], [16], [26].

➤ **Les sporozoaires :**

Après lyse des oocystes dans l'intestin grêle, les sporozoaires sont libérés et vont pénétrer dans l'entérocyte par invagination de la membrane cytoplasmique où ils deviennent des trophozoites dans une vacuole parasitophore, donc ils vont subir deux stades de multiplication asexuée (mérogonie) en donnant des mérozoites qui évoluent en stade sexuée (gamogonie) en donnant des microgamètes et des macrogamètes, ces derniers seront fécondés par les microgamètes pour donner des oocystes sporulés (cryptosporidies) ou non sporulé et qui vont subir une sporulation dans le milieu extérieur (*Cyclospora*, *Isospora*) [4], [75], [76], [77], [78].

➤ **Les microsporidies :**

Après passage des spores dans l'intestin il y aura une injection du sporoplasme infectieux dans la cellule hôte, en donnant après division des mérontes (mérogonie), ces derniers envahissent les autres entérocytes et évoluent en sporontes eux mêmes donnent par division des sporoblastes qui après formation d'une paroi épaisse se transforment en spore libérés dans la lumière intestinale et éliminés avec les selles [4], [33].

2.5.2 Helminthes :

➤ **Cycle évolutif des nématodes :**

Il s'agit dans la plupart des cas d'un cycle monoxène.

Après ingestion des œufs embryonnés, leur coque est dissoute au niveau de l'intestin grêle et libère une larve qui se transforme en adulte.

Après accouplement, les femelles commencent à pondre des œufs dans la lumière intestinale (marge anale pour l'oxyurose) et sont ensuite éliminés dans les selles à l'état non embryonné.

Le cycle de l'ascaridiose constitue un cas particulier car il est long et complexe pour que la larve libérée devient adulte, elle devrait faire une migration tissulaire pour se retrouver à la fin au niveau intestinale [38], [105], [106].

➤ **Cycle évolutif des cestodoses dues aux cestodes à l'état adulte :**

C'est un cycle hétéroxène (deux hôtes): hôte définitif (homme) et hôte intermédiaire (bœuf, porc, ver de farine, blatte, homme...).

Après élimination d'anneaux, les embryophores vont être avalé par le bœuf (*Taenia saginata*) et le porc (*Taenia solium*) et se transforment en larve hexacanthé qui se localisent sélectivement dans le tissu adipeux péri musculaire (*Taenia saginata*) et dans le tissu conjonctif du muscle strié (*Taenia solium*) où elles deviennent infestantes : larves cysticerques.

Après consommation de viande contaminée (bovine ou porcine), les larves cysticerques au niveau de l'intestin grêle deviennent adultes. Les anneaux sont éliminés au moment de la défécation (*Taenia solium*) ou en dehors des moments de la défécation (*Taenia saginata*).

- ✓ Pour *Taenia solium*, l'homme peut être un hôte intermédiaire et développe une cysticercose après ingestion d'œufs murs avec des aliments souillés ou par auto-infestation lorsqu'il est porteur d'un *Taenia* adulte.
- ✓ Pour *Hymenolepis nana*, il existe une possibilité d'un cycle indirect occasionnel si l'œuf est avalé par un insecte, ver de farine, blatte, puce, il va éclore dans la cavité générale et se transforme en larve cysticercoïde.

En avalant accidentellement de tels hôtes intermédiaires, l'homme développe des ténias à partir des larves cysticercoïdes.

- Pour le *Diphyllobotrium latum*, son cycle fait intervenir 3 hôtes intermédiaires (un crustacé d'eau douce (cyclops), un petit poisson et un poisson carnivore) ou il va subir plusieurs transformations (un embryon cilié : le coracidium, une larve procercoïde, une larve plérocercioïde) pour donner la forme infestante chez le 3^{ème} hôte (larve plérocercioïde enkystée) [4].

2.6 Répartitions géographiques:

Les parasitoses intestinales peuvent être soit cosmopolite, soit tropicales et intertropicales et qui sévissent à l'état endémique exclusivement dans les régions chaudes et humides du globe [94], [96], [97].

2.7 Prévalence des parasitoses intestinales :

La prévalence varie d'un parasite à un autre, elle peut atteindre jusqu'à 10% pour l'amibiase dans les régions intertropicales et 70 à 80% pour l'ascaridiose dans les régions rurales tropicales et elle est de 14 à 90% pour l'oxyurose chez les jeunes enfants scolarisés. [1], [38], [46].

3. Physiopathologie :

L'équilibre nécessaire à la survie du parasite et de l'hôte est fragile et dont la relation dépend de facteurs propres aux parasites (virulence, pathogénicité et spécificité parasitaire) et de ceux résultant des défenses de l'hôte.

➤ La pathogénicité des parasites s'exprime par différents modes d'actions :

✓ **Action spoliatrice :**

L'action hématophagique pour *Entamoeba histolytica histolytica*, la consommation de vitamine B12 par les bothriocéphales.

✓ **Action toxique :**

Le syndrome de loeffler causé par l'ascaris, l'action nécrosante des amibes et de *Balantidium coli*.

✓ **Action traumatique et infectieuse :**

Une abondance parasitaire traumatise plus ou moins l'organisme et peut être à l'origine de surinfection microbienne. Cet effet est représenté chez l'amibe dysentérique par l'introduction de divers microbes qui aggrave l'ulcération amibienne [38].

✓ **Action mécanique :**

Cette action se voit surtout chez les macroparasites tel que l'*Ascaris lumbricoïdes* qui exerce un effet oblitérant à plusieurs niveaux de l'appareil digestif (l'intestin, le canal de Wirsung, le cholédoque, la vésicule biliaire) [37], [38], [47].

✓ **Action irritative et inflammatoire :**

Certains parasites occasionnent par leur présence une irritation plus ou moins intenses. C'est le cas des trichocéphales qui entraînent une inflammation non spécifique déclenchée par les macrophages coliques et la production des cytokines [41], [42].

- L'organisme humain se défend contre ces parasites soit de façon aspécifique ou spécifique :

✓ **Immunité aspécifique :**

Représentée par des réactions inflammatoires ou des hyperéosinophilies (vues surtout chez les helminthes) [34], [47], [107].

✓ **Immunité spécifique :**

Pour certains parasites, la barrière de l'immunité aspécifique peut être dépassée et l'organisme réagit spécifiquement. Ce type d'immunité diffère de l'immunocompétent à l'immunodéprimé et d'un parasite à un autre. Prenant en exemple le cas de la giardiose ou les malades présentent un déficit en IgA sériques et en IgA sécrétoires et est responsable de la maladie [16].

4. Clinique et complication des parasitoses intestinales :

Le conflit plus ou moins pathogène entre le parasite et son hôte peut cliniquement et biologiquement s'étendre du portage asymptotique à la maladie aigüe ou chronique.

Les différents signes cliniques observés sont ainsi fonction du mode de contamination, de la période et du cycle évolutif des parasites et sont illustrés dans le tableau ci-dessous.

Tableau V. Clinique et complications des protozooses et helminthoses intestinales

Parasitoses	Clinique et complications
Protozooses	
Amibiase	Forme asymptotique correspond à l'infection par <i>Entamoeba histolytica</i> type minuta. Forme symptomatique : -Atteinte colique typique : se manifeste par un syndrome dysentérique, dont l'invasion de la muqueuse colique se traduit par : Douleurs abdominales, diarrhées, émissions glaireuses, rectorragies avec un état général conservé.

	<p>-Atteinte colique atypique : se manifeste par : Diarrhées fécale glairo-sanglante, douleurs à la palpation. Cette forme contribue à la dissémination de la maladie et peut évoluer vers des complications hépatiques.</p> <p>-Complications intestinales : péritonite, occlusion intestinale, perforations, hémorragies digestives ou amœbome (lésions colique pseudotumorale inflammatoire) [4].</p>
Giardiose	<p>La giardiose entraîne des signes digestifs, mais le portage asymptomatique est fréquent. L'incubation est de 3 à 20 jours, 7 j en moyenne. Les principaux signes sont :</p> <ul style="list-style-type: none"> - une diarrhée, aqueuse au début, - un syndrome douloureux abdominal. - des troubles digestifs, en particulier des nausées, - un syndrome de malabsorption intestinale conduisant à un amaigrissement, une hypotrophie ou une cassure de la courbe de poids chez l'enfant (perte de poids entre 10 et 20% du poids du corps idéal), - une atrophie villositaire (totale, partielle ou subtotale) [16].
Balantidiose	<p>La plupart des porteurs de <i>Balantidium coli</i> ne présentent aucun signe clinique, mais éliminent des kystes et sont à ce titre des porteurs sains.</p> <p>Certains sujets peuvent présenter des poussées diarrhéiques accompagnées de douleurs abdominales, de ténésme avec cinq à six selles liquides journalières pouvant évoquer une amibiase colique.</p> <p>Une balantidiose aigue dysentérique peut atteindre les sujets ayant un mauvais état général. Cette affection ne fait pas partie des affections opportunistes du patient immunodéprimé [4].</p>
Cryptosporidiose	<ul style="list-style-type: none"> ➤ Chez l'immunocompétent : <ul style="list-style-type: none"> - Incubation 3 à 12 j. - Diarrhée hydrique profuse. - Douleurs abdominales, fièvre, céphalées, myalgies. - Spontanément résolutif en < 15 jours Chez l'enfant y compris chez le nouveau-né : la diarrhée chronique peut entraîner une malnutrition et un retard de croissance. ➤ Chez l'immunodéprimé : <ul style="list-style-type: none"> - Sévérité et chronicité - Résistance aux anti-infectieux - Extension <ul style="list-style-type: none"> - Voies biliaires - Arbre aérien [34].
Cyclosporidiose	<ul style="list-style-type: none"> - Incubation : de 2 à 11 jours (en moyenne 5 à 7 jours) - Une diarrhée aqueuse avec de signes digestifs et généraux. <p>L'évolution est souvent prolongée (plusieurs semaines), émaillée de rémissions et de rechutes, avec perte de poids mais elle est spontanément favorable chez les patients immunocompétents.</p>

	<p>Un portage asymptomatique est fréquent en zone d'endémie.</p> <ul style="list-style-type: none"> - Chez les patients immunodéprimés, en particulier infectés par le VIH, la cyclosporose, présente une évolution chronique, avec perte de poids et déshydratation. - Des localisations aux voies biliaires (cholangite, cholécystite) sont possibles [27].
Isosporose	<ul style="list-style-type: none"> - Chez les sujets immunocompétents, elle est responsable d'une diarrhée muqueuse accompagnée parfois d'une fièvre, de nausées et de vomissements. - Chez les patients immunodéprimés et en particulier les sujets infectés par le VIH, la diarrhée peut être très sévère et entraîner malabsorption et déshydratation. L'évolution vers la chronicité est fréquente, de même que les rechutes après traitement. Les localisations extra-digestives sont exceptionnelles [28].
Microsporidiose	<ul style="list-style-type: none"> ➤ Chez l'immunodéprimé : <ul style="list-style-type: none"> - Marquée par des diarrhées non glaireuses et non sanglantes responsables d'un amaigrissement progressif. - L'envahissement des voies biliaires par contiguïté est possible, responsable chez certains patients VIH+ de cholangiopathies. - Lors de microsporidiose à <i>Encephalitozoon intestinalis</i>, les formes disséminées sont possibles. ➤ Chez l'immunocompétent : <ul style="list-style-type: none"> - Les études sérologiques suggèrent l'hypothèse que la primo-infection par ces parasites passe le plus souvent inaperçue chez les patients immunocompétents. - Mais dans le cas de manifestation diarrhéique, celle-ci régressent spontanément en une quinzaine de jours et l'infection n'est jamais disséminée [23].
Helminthoses	
Ascaridiose	<p>L'ascaridiose peut être totalement asymptomatique, surtout en cas de pauci-parasitisme ou être responsable de manifestations différentes selon la période évolutive du ver [4].</p> <ul style="list-style-type: none"> - La phase de migration larvaire : est marquée par un syndrome de Löeffler (accès de toux accompagnés de fièvre et d'images radiologiques pulmonaires fugaces asymétriques). - La phase d'état : est fréquemment marquée par des troubles digestifs ; exceptionnellement des signes nerveux (irritabilité, troubles du sommeil voire convulsions). <p>Des complications chirurgicales type angiocholite fébrile, pancréatite aiguë hémorragique ou appendicite.</p> <p>Une occlusion intestinale, un étranglement herniaire, une perforation intestinale peuvent également être observée [28].</p>

Oxyurose	En général, le portage d' <i>Enterobius vermicularis</i> est asymptomatique. La clinique est dominée par un prurit anal, prédominant le soir au coucher. Il peut s'accompagner de lésions péri-anales de grattage. Des épisodes de diarrhée, de douleurs abdominales, de manifestations nerveuses sont classiques. Plus rarement des oxyures peuvent déclencher une appendicite ou une vulvo-vaginite chez la petite fille [28].	
Trichocéphalose	Infestation faible : elle est asymptomatique. Infestation forte : chez l'enfant et l'immunodéprimé, et en cas d'infestation massive chez l'immunocompétent, des nausées, flatulences, amaigrissement avec douleurs abdominales. Complications : hémorragies rectales, prolapsus rectal, anémie, retard de croissance [4].	
Teniasis	<i>Taenia saginata</i>	Signes digestifs : boulimie ou anorexie, sialorrhée, éructations, nausées ou vomissements, troubles du transit avec alternance de diarrhée et de constipation. Lors du passage d'un anneau de <i>T. saginata</i> , il peut se produire un prurit anal. Signes extradigestifs : - des signes nerveux ; - des signes cardio-vasculaires ; - des signes respiratoires ; - des signes cutanés de nature allergique [28].
	<i>Taenia solium</i>	-Superposable à celle de <i>tænia saginata</i> . -Pour la Cysticercose : les signes cliniques apparaissent lorsque la larve meurt et dégénère pour se calcifier : Neurocysticercose : crises d'épilepsie, hémiplegie transitoire ou hypertension intracrânienne. Cysticercose musculaire : passe souvent inaperçue [4].
	<i>Diphyllobotrium latum</i>	Des troubles digestifs peu spécifiques (douleurs abdominales, perturbation du transit, diarrhée, fatigue) est parfois associée à une carence en vitamine B12 consécutive à la spoliation du parasite, avec anémie [25].
	<i>Hymenolepis nana</i>	Le plus souvent asymptomatique. En cas d'infestation importante, troubles digestifs, anorexie, diarrhée cholériforme, vomissements, amaigrissement. -Céphalée, irritabilité. -Urticaire, prurit [4].

CHAPITRE 2

DIAGNOSTIC DES PARASIToses INTÉSTINALES

Ce diagnostic repose sur un ensemble d'arguments, épidémiologique, clinique et biologique, permettant l'orientation vers la parasitose suspecter, mais seuls les examens parasitologiques la confirme par la mise en évidence du parasite en cause.

1. Diagnostic d'orientation :

L'orientation vers une parasitose intestinale peut se faire devant l'association de contexte épidémiologique évocateur, des signes cliniques d'appels (cutanée, respiratoire, digestifs) et des examens biologiques [65], [66], [67], [68].

1.1 Contexte épidémiologique évocateur :

✓ Vie ou séjour dans une zone d'endémie :

La connaissance précise de la zone géographique dans laquelle a séjourné le malade peut permettre de suspecter ou d'éliminer tel ou tel parasite ; en effet, certaines affections parasitaires ne sévissent que dans des zones bien déterminées [54].

✓ comportements à risque : aliments souillés, mains sales.....

1.2 Signes cliniques d'appels :

La plupart des affections parasitaires sont à l'origine de : douleurs abdominales, ténesmes (amibose intestinale), Diarrhée aigue ou chronique avec ou sans déficit immunitaire (opportuniste intestinaux ou non), prurit anal et lésions de grattage (oxyurose) Syndrome de LÖEFFLER (ascaridiose) [20], [30], [88], [89], [108].

1.3 Les examens biologiques d'orientation

1.3.1 Hémogramme :

Parmi les examens paracliniques, l'hémogramme est le plus important, il permet de détecter une anémie et/ou une hyperéosinophilie donc d'évoquer certaines parasitoses.

➤ L'hyperéosinophilie :

Est l'augmentation du chiffre absolue des éosinophiles circulants $>500/\text{mm}^3$ avec hyperéosinophilie médullaire. Elle peut être le témoin d'une infestation par les helminthes et varie en fonction du parasite en cause, en particulier de son stade d'évolution. Pour suivre l'évolution de l'éosinophilie parasitaire, il faut se référer à une courbe dite Courbe de Lavier [61].

Elle est modérée au cours d'une oxyurose, téniasis, hymenolepiase et bothriocéphalose et importante au cours de l'ascaridiose ou la courbe de Lavier prend la forme en coup d'archet [57].

- L'anémie : elle est due à une malabsorption ou spoliation sanguine ou des éléments nutritifs et vitamines (Amibose, Bothriocéphalose, Trichocéphalose) [58].
- L'hyperleucocytose au cours d'une amibose hépatique et d'ascaridiose [68].

1.3.2 Bilan biochimique :

Une perturbation des tests hépatiques est commune dans les abcès amibiens hépatiques. [69]

1.3.3 Vitesse de sédimentation :

Est le reflet d'un syndrome inflammatoire. Elle est particulièrement utile en cas d'abcès amibiens ou en cas de destructions tissulaires d'origine parasitaire [3].

1.3.4 Les examens sérologiques :

La recherche d'anticorps anti-parasitaires n'est pas courante du fait de la complexité de sa mise en œuvre mais peut être indiquée dans les cas suivants :

- ✓ Amibose en phase tissulaire.
- ✓ En présence d'une helminthose sans formes décelables :
- ✓ Parasitoses en période pré-patente (parasite encore immature) [57].

1.4 Les autres examens d'orientation :

- L'endoscopie digestive : elle permet de révéler des lésions en coup d'ongle évoquant une amibiase intestinale aigue [54] [46].
- L'anatomopathologie : permet la mise en évidence des lésions tissulaires telles que les abcès en bouton de chemise en cas d'amibose [54].
- L'échographie abdominale : elle donne des informations sur les atteintes hépatiques.
- Les examens radiologiques : permettent de repérer certains vers tel que les trichocéphales [3], ou les calcifications au niveau du corps (lésions cérébrales calcifiées faisant évoquer une cysticercose) [70].

2. Diagnostic de certitude :

Le diagnostic de certitude des parasitoses intestinales repose principalement sur l'examen parasitologique des selles (EPS) qui a pour but la mise en évidence des protozoaires soit sous leurs formes végétatives ou kystiques et les helminthes sous forme d'œufs ou forme larvaire, bien qu'on puisse également observer les vers adultes ou segments de vers, comme l'indique le tableau suivant :

Tableau VI. Les différentes formes parasitaires recherchées dans les selles [21].

Parasite intestinal	Forme parasitaire
Les coccidés	Les oocystes
Microsporidies	Les Spores
Les amibes, flagellés et ciliés	Les kystes et les formes végétatives
<i>Tænia saginata</i> <i>Tænia solium</i> <i>Diphyllobotrium latum</i> <i>Hymenolepis nana</i>	Les œufs et les anneaux
<i>Enterobius vermicularis</i>	Les vers adultes et les œufs (rarement)
<i>Ascaris lumbricoïdes</i>	Les œufs et les vers adultes
<i>Trichuris trichiura</i>	Les œufs et les adultes

NB :

La recherche des oxyures fait appel à la technique du scotch-test anal considérée comme plus fiable pour le diagnostic de cette parasitose.

2.1 Prélèvement :

Pour bien visualiser les structures parasitaires dans les selles, celles-ci doit être correctement recueillie, préparée et examinées, le soin apporté à cette étape conditionne les résultats.

➤ Préparation du malade :

Les examens coproparasitologiques peuvent être faussement négatifs à cause de la mauvaise préparation du malade. Cette préparation consiste à proscrire pendant au moins trois jours :

✓ Les médicaments opaques non résorbables :

- Charbon végétal.
- Sel de bismuth.
- Sel de magnésium
- Kaolin
- Baryte

✓ **Les aliments laissant beaucoup de résidus :**

- Les légumes secs
- Les légumes verts
- Fruits à cuticule résistante (tomate, pêches, abricots,.....)
- Fruits à graines nombreuses et de petites tailles.

✓ **Les aliments et les médicaments qui colorent les selles :**

- Betteraves
- Charbon
- Médicaments à base du fer.

✓ **Toutes les thérapeutiques susceptibles d'avoir une action antiparasitaires**
[3], [4], [87]

➤ **Prélèvement proprement dit :**

De préférence la selle doit être émise au niveau du laboratoire.

Elle doit être recueillie dans une boîte ou un récipient sec, propre, à couvercle large et à fermeture hermétique. On doit y coller une étiquette portant le nom du malade, voire l'heure de l'émission.

Si le prélèvement est effectué en dehors du laboratoire, la selle doit y parvenir dans le plus bref délai, afin d'éviter leur dessiccation (dégradation des formes végétatives des protozoaires). Si le délai est beaucoup plus long, ou si on doit expédier la selle vers un autre laboratoire, on doit procéder à la conservation de cette dernière [4], [87].

2.2 Examen parasitologique des selles :

L'EPS permet la mise en évidence des parasites sous leurs différentes formes : kystes, formes végétatives, oocystes, spores, œufs, larves, vers adultes ou anneaux. Il comprend de façon standard un examen macroscopique et microscopique (examen direct et après concentration) [21].

2.2.1 Examen macroscopique :

Il ne doit pas être négligé, car c'est un bon élément d'orientation. Il renseigne sur:

- La consistance;
- La couleur (pigments biliaires) ;
- La présence de glaire, de sang, de mucus ;

- La présence de parasites et de pseudo-parasites (oxyures, anneaux de ténias, ascaris).
- Apprécier la digestion du bol alimentaire [94], [95].

2.2.2 Examen microscopique :

Il constitue l'étape essentielle de la recherche des parasites dans les selles et comprend des méthodes quantitatives et qualitatives [94], [95].

2.2.2.1 Examen direct à l'état frais :

L'examen direct permet d'étudier la viabilité des formes végétatives des protozoaires, de noter leur mode de déplacement. Il peut être faussement négatif en cas de faible parasitisme [4], [94], [95].

Cet examen doit être effectué après dilution en soluté physiologique et dans certains cas où il ya une grande abondance des globules blancs, rendant difficile le repérage des kystes, on a recours à la dilution à l'eau distillée.

2.2.2.2 Examen direct après coloration :

Il existe plusieurs types de colorations que l'on peut inclure dans deux grands groupes :

➤ **colorations immédiates :**

Elles se font par dilution d'une particule de selle préalablement diluée dans de l'eau physiologique ou après concentration dans une goutte de colorant. (52)

Plusieurs colorants peuvent être utilisés :

- ✓ **Coloration au Lugol :** voir partie pratique.
- ✓ **Au Merthiolate-iode-formol (MIF) :** voir partie pratique
- ✓ **Coloration au bleu de méthylène :** permet l'identification de formes végétatives d'amibes [60].
- ✓ **Coloration au cristal violet de Bailenger :** permet la coloration des kystes et des formes végétatives [52].

➤ **Colorations permanentes :**

Elles sont parfois nécessaires pour confirmer l'identité des formes végétatives et kystiques de protozoaires et en cas de suspicion d'oocystes de *Cryptosporidium*. Ces colorations permettent de conserver le matériel de référence ou de l'envoyer à un laboratoire de référence pour un avis d'expert [60].

Parmi ces colorations, on cite :

- ✓ **Coloration à l'hématoxyline ferrique** : colore les noyaux des amibes ce qui permet de différencier entre les espèces [4].
- ✓ **Coloration à l'A.P.V-trichrome** : facilite l'identification des amibes. [4]
- ✓ **Coloration au noir chlorazol de Kohn** : facilite l'identification des protozoaires. [4]
- ✓ **Coloration de Zeihl Neelsen modifiée par Henriksen et Poblentz** : met en évidence les oocystes de *Cryptosporidium sp* et d'*Isospora belli* [3].
- ✓ **Coloration au trichrome de Weber** : met en évidence les microsporidies [3].

2.2.2.3 Examen microscopique après concentration :

Cet examen permet d'isoler un nombre maximum de kyste et d'œufs d'helminthes avec un minimum de résidus. On doit effectuer obligatoirement deux techniques de concentrations standards ou spécifiques si les données cliniques, épidémiologiques et biologiques orientent vers un parasite déterminé.

➤ Les techniques de concentration standards :

Il existe deux types de technique : physiques et physico-chimiques (diphasiques).

✓ Les techniques physiques :

- **Principe :**

Les selles sont dilués dans un liquide dont la densité est soit inférieure à celle du parasite et donc on parle d'une concentration par sédimentation soit la densité du liquide est supérieure à celle du parasite et donc on parle de flottation.

Tableau VII. Techniques de concentration physiques

Technique		Intérêt
Basée sur la sédimentation	Sédimentation simple	Recherche des larves d'anguillule et les œufs d'ascaris non fécondés [3].
	Sédimentation - concentration	Même que la sédimentation simple mais elle est rapide.
Basée sur la flottation	Méthode de Willis	Recherche des œufs d' <i>Hymenolepis nana</i> surtout dans les enquêtes épidémiologiques [4].
	Technique de	Mise en évidence des œufs d'helminthes.

	Faust [63].	
	Méthode de Janeckso-Urbanyi.	Permet de concentrer les œufs d'helminthes en général, d' <i>Hymenolepis</i> en particulier.

✓ **Techniques diphasiques :**

• **Principe :**

Consiste à mettre une quantité de selle en présence de deux phases liquides non miscibles, dont l'une aqueuse et l'autre un solvant, la concentration dépend donc d'un coefficient de partage qui est conditionné pour chaque éléments fécal par sa balance hydrophile-lipophile, et donc un élément fécal dont la balance penche vers l'hydrophilie, se dépose au fond du tube et celui dont la balance penche en faveur de la lipophilie se trouve au contact de la couche du solvant dans l'interphase eau-solvant [104].

Tableau VIII. Techniques de concentration diphasiques

Technique	Intérêts
Télman-Rivas	Concentre bien les parasites les plus courants [3].
Bailenger	Concentre bien les kystes tels ceux de <i>Giardia</i> , des amibes, les œufs de trichocéphale, ainsi les oocystes de cryptosporidies [36], [104].
Thébault simplifiée	Particulièrement intéressante pour concentrer les kystes des amibes et les noyaux deviennent extraordinairement nets [3], [4].
Concentration par le M.I.F	-permet la coloration et la conservation des protozoaires. -Concentre bien les kystes de protozoaires, les œufs d'ascaris et d' <i>Hymenolepis</i> [62].
Technique de Ritchie modifiée Cette technique sera traitée dans la partie pratique.	Mise en évidence des kystes de protozoaires et des œufs d'helminthes [3], [79].

2.2.3 Techniques spéciales :

La recherche de certains parasites nécessite la mise en route de techniques particulières choisies en fonction des renseignements épidémiologiques, cliniques, et biologiques et qui sont résumés dans le tableau suivant :

Tableau IX. Techniques spéciales

Technique	Intérêts
Scotch-test de Graham (ST)	Est le meilleur moyen pour mettre en évidence les œufs d'oxyure et même ceux de <i>Tænia saginata</i> retrouvés au niveau de la marge anale et absente au niveau des selle [3], [79].
Technique de Kato	Recherche des œufs d'helminthes. Numération des œufs [60], [104].
Numération des œufs	Le nombre des œufs reflète l'importance d'une infestation parasitaire puisque ce nombre est proportionnel au nombre de vers, ce qui permet : -d'apprécier le retentissement physiologique de la parasitose ; -d'évaluer l'efficacité d'une thérapeutique [3].

2.3 Culture des selles :

Elle n'est pas utilisée en routine mais présente plutôt des indications spécifiques comme elle nécessite des milieux spéciaux et un suivi sur plusieurs jours.

Tableau X. Intérêts et milieux de culture des selles

	Intérêt	Milieux utilisés
En protozoologie	-La culture des selles en milieux spécifiques pour les protozoaires permet la multiplication de rares amibes ou flagellés observés à l'examen direct et dont le diagnostic n'a pu être établi d'une façon certaine [3].	-milieu de Dobell et Laidlaw [3]. -Cleveland et collier -Robinson
	Les tubes sont examinés tous les jours : -les flagellés sont mis en évidence dans le liquide. -pour les amibes à la surface du sérum coagulé en le raclant légèrement [3].	

2.4 Examens complémentaires :

2.4.1 Biopsies :

De nombreuses biopsies sont effectuées au cours des explorations endoscopiques, et qui peuvent servir à la recherche des parasites, mais comme le nombre des parasites qui peuvent être trouvés n'est pas limité donc pour être mieux orienté une collaboration entre le service de parasitologie et celui d'anatomopathologie est nécessaire [104].

Les parasites susceptibles d'être trouvés dans les différents fragments biopsiques sont représentés dans le tableau suivant :

Tableau XI. Les parasites susceptibles d'être trouvés dans les différents fragments biopsiques [104]

Biopsie	Parasites susceptibles d'être retrouvés
Duodénale	<i>Giardia intestinalis</i> <i>Isoospora belli</i> . Cryptosporidies. Microsporidies.
Intestinales	Cryptosporidies Microsporidies <i>Isoospora belli</i> <i>Balantidium coli</i> <i>Entamoeba histolytica</i>
Pulmonaire	Larve d'helminthes cryptosporidies

2.4.2 Le tubage duodéal :

Est pratiqué toujours en deuxième intention, car désagréable pour le patient, il permet de compléter les examens courants en cas de forte suspicion clinique de parasite à localisation biliaire ou duodénale.

Le tubage duodéal est utilisé pour la recherche des trophozoïtes de *Giardia intestinalis* [104].

CHAPITRE 3
TRAITEMENT
ET PROPHYLAXIE DES PARASITOSEs INTÉSTINALEs

1. Traitement :

Le traitement des parasitoses intestinales est essentiellement médical, qui fait appel à des molécules appartenant à différentes classes thérapeutiques [66].

1.1 Les antiparasitaires utilisés :

Les molécules antiparasitaires utilisées au cours des parasitoses intestinales sont représentées dans le tableau suivant :

Tableau XII. Molécules antiparasitaires utilisées

Molécules	Présentation	Mécanisme d'action
les 5- nitro-imidazolés		
Métronidazole	-Cp 250-500mg. -Sb à 4%, 125mg/ml. -Perfusion 500mg.	Formation des espèces chimiques très réactives à l'origine de l'activité anti-parasitaire [85].
Ornidazole	-Cp 500mg. -Perfusion 500mg-1g.	
Tinidazole	Cp 500mg.	
les imidazolés		
Albendazole (Zentel®)	-Cp sécable 400mg. - Sb 10ml à 4%.	Inhibition de l'assemblage des microtubules en se fixant à la β -tubuline qui entraîne une immobilisation puis une mort lente des parasites [81], [5].
Flubendazole (Fluvermal®)	- Cp 100mg. - Sb à 2%.	
Mébendazole	- Cp 100-500mg. - Sb 20mg/ml.	
Thiabendazole (Mintesol®)	-Cp à 500 mg	
Pyrazino-iso-quinoléines		
Praziquantel (Biltricide®)	-Cp à 600mg [67].	-Il augmente l'activité musculaire entraînant une paralysie musculaire de parasite puis vacuolisation du cytoplasme et lyse [81].
Macrolides lactoniques		
Ivermectine (Mectizan®)		Paralyse neuromusculaire des nématodes par un influx des ions chlorure qui provoque une hyperpolarisation [83], [84].
Les autres molécules		
Pamoate de Pyrantel (Helmintox®)	-Cp à 125 mg ; -Sb 125 mg/dose [5].	- Blocage neuromusculaire par une activation importante et prolongée des récepteurs nicotiniques et donc les vers seront expulsés par péristaltisme intestinal [81].

Pipérazine (vermifuge SORIN®)	-Sb à 15 mg/ml [5].	-Une paralysie type hyperpolarisation qui réduit fortement la motilité des vers qui sont expulsés par le péristaltisme intestinal [67].
Pyrvinium (Povanyl®)	-Cp à 50 mg ; -Sb à 50 mg/dose [5].	
Niclosamide (Trédémine®)	-Cp à 500 [5].	-Blocage du cycle de Krebs et inhibition de la fixation du glucose par le ténia. - Il altère le métabolisme du vers qui devient sensible aux enzymes protéolytiques de l'hôte et dégénère [81].
Tilbroquinol (Intétrix®)	/	/
Nitazoxanide	/	-Activité protozoocide repose sur l'interaction avec la pyruvate-ferrodoxine oxydo-réductase [82].
Fumagiline	/	/
Antibiotiques à action antiparasitaire		
Tétracycline	-Cp à 250 mg	/
Paromomycine		/
Azithromycine :	-Gel à 250 mg	/
Cotrimoxazole : (Triméthoprime-sulfaméthoxazole)	-Cp à 80 mg (T)/400 mg (S) -Cp à 160 mg (T)/800 mg (S)	/

Cp : comprimé ; gel : gélule ; sb : suspension buvable ; T : triméthoprime ; S : sulfaméthoxazole

1.2 Indications :

Le tableau suivant illustre les principales indications des molécules antiparasitaires utilisées dans le traitement des parasitoses intestinales [81], [122], [123].

Tableau XIII. Indication des molécules antiparasitaires.

Parasitose	Molécule(s) utilisée(s)	Posologie et voie d'administration
Amoébose intestinale aiguë [86]	Antiamibiens diffusibles : Métro-nidazole Tinidazole Secnidazole Antiamibiens de contacts :	30-40 mg/kg/jr en 3 prises pdt 10 jrs. 50-70 mg/kg en prise unique. 30 mg/kg en prise unique.

Traitement et Prophylaxie

	Tiliquinol+tilbroquinol Nifuroxazide Paromomycine en sachets de 250 mg.	4 gélules /jr en 2 prises pdt 10 jrs. 800 mg / j pdt 6 à 8 jrs. E: 50 mg / kg / jrs en 4 prises pdt 8 jrs
Giardiose	-Métronidazole -Ornidazole -Tinidazole	0.75-1.5 g/j pdt 5 jrs. A: 1 g/jr pdt 5 jrs. E : 30 à 50 mg/kg/j pendant 2 j A: 2 g en dose unique. E : 50 à 70 mg/kg en dose unique
Trichomonose intestinale	Métronidazole	A : 1 g /j pdt 7 à 10 jrs. E : 15 mg/kg/j pendant 7 j
Dientamoebiose	Métronidazole	1 g /j pdt 7-10 jrs.
Balantidiose	Tétracycline	500 mg 4×/j pdt 10 jrs. E >8ans : 40 mg/kg/j (max: 2 g)
Blastocystose	Métronidazole	800 mg 3×/j pdt 5-10jrs.
Cryptosporidiose	Nitazoxanide Azithromycine	500 à 1000mg 2×/j pdt 3 à 14jrs 500mg/j pdt 5-10jrs
Isosporose	Cotrimoxazole (160/800mg)	2 à 4 cp/j pdt 7 à 10jrs
Cyclosporese		
Microsporidiose à Encephalitozoon intestinalis	Albendazole	400mg 2×/j pdt 14 à 28jrs
Microsporidiose à Enterocytozoon bineusi	Fumagiline	3cp/j pdt 14 jrs
Téanie à : Taenia solium, Taenia saginata, Hymenolepis nana Diphyllobotrium latum	Praziquantel	10 mg/kg en une prise. Idem Idem 15 mg/kg en une prise.
Oxyurose	Flubendazole Pamoate de Pyrantel Pyrvinium Pipérazine Albendazole	100 mg en une prise. 10-12 mg/kg en une prise. 5mg/kg en une prise. 4 cuillères à mesure/j pdt 7jrs. 400mg en une prise.
Ascaridiose	Albendazole Flubendazole Mebendazole Pyrantel Pipérazine Ivermectine	400 mg en une prise. 100 mg ×2/j pdt 3 jrs 100mg ×2/j pdt 2 jrs 10-12 mg/kg en une prise. 4 cm/j pdt 2 jrs. 200µg/kg en une prise.
Trichocéphalose	Albendazole Flubendazole	400 mg en une prise. 100 mg × 2/ jrs pdt 3 jrs.

1. Prophylaxie :

➤ Prophylaxie individuelle :

Elle est basée essentiellement sur des mesures d'hygiène corporelles et des aliments et la nécessité de changement de certaines habitudes alimentaires.

➤ Hygiène corporelle :

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

-Pour prévenir l'auto-infestation au cours de l'oxyurose il faut suivre les règles suivantes :

- Brossage des ongles après chaque selle et avant les repas ;
- Coupures des ongles le plus court possible ;
- Mettre un pyjama fermé pour éviter le contact direct entre les doigts et l'anus lors du prurit anal nocturne.

➤ L'hygiène des aliments et de l'eau:

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

-Les fruits et les crudités doivent être abondamment lavés.

-Consommer de l'eau portée à ébullition au moins une minute, ou désinfectée par l'hypochlorite de sodium, mais il faut tenir compte que les kystes de *Giardia intestinalis* et les oocystes des cryptosporidies sont résistants à la chloration.

➤ Modification des habitudes alimentaires :

C'est à cause des habitudes personnelles ou de traditions culinaires que certaines parasitoses affectent l'homme pour cela la prévention doit se baser sur:

-Bien cuire la viande du bœuf et du porc pour éviter l'infestation par *T. solium* et *T. sagina*.

-Dans certaines populations, la prévention est rendue efficace par des interdits religieux de consommation de viande de porc (les musulmans et les juifs).

-La congélation et la cuisson du poisson pour prévenir la bothriocéphalose [5].

➤ **Prophylaxie collectives :**

Elle est basée sur les mesures suivantes :

➤ **Lutte contre le péril fécal :**

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

- Protection des puits par une margelle bétonnée ;
- Protection des sources d'eau et des citernes par un périmètre de sécurité ;
- Construction et utilisation de latrines régulièrement décontaminées par un arrosage au crésol sodique.
- Collection des urines et des matières fécales.
- Interdiction d'utilisation des engrais humains pour le sol des cultures maraichères.

➤ **Prévention de la dissémination dans l'entourage :**

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

- Nettoyage et désinfection des objets usuels de la personne infesté surtout les enfants (jouets, cheveux des poupées) [1].
- Nettoyage des tables d'écoles et des sols des chambres [1].
- Pour l'hyménolépiase et l'oxyurose qui ont en commun le risque d'auto-infestation nécessitant un traitement prolongé et une répétition des cures ainsi qu'un traitement simultané de l'entourage. [5]
- L'amélioration du niveau de vie et des conditions sanitaires.

➤ **Chimio prophylaxie :**

L'OMS recommande, à titre d'intervention de santé publique, l'administration périodique d'antihelminthiques (albendazole ou mebendazole) aux enfants vivant dans des zones où l'on estime que la prévalence des géohelminthiases dépasse 20% [109].

PARTIE PRATIQUE

1. Objectifs du travail :

1.1 Objectif principal :

Etablir la fréquence des parasitoses intestinales chez un groupe d'enfants scolarisés âgés de 5 à 6 ans dans l'agglomération d'Ouzidane.

1.2 Objectif secondaire :

- Identifier les différents parasites intestinaux de l'enfant.

2. Matériels et méthodes :

Des prélèvements de selles et des scotchs tests anaux ont été recueillis chez ces enfants et analysée au niveau du laboratoire de microbiologie, unité de parasitologie-mycologie médicale du Centre Hospitalo-universitaire (CHU) de Tlemcen.

2.1 Matériels :

2.1.1 Matériels de prélèvement :

- Pot propre et sec.
- Un ruban adhésif transparent.

2.1.2 Matériels biologique :

Durant la période d'étude, 105 prélèvements de selles (**Figure 46**) fraîchement émises et 105 scotch-tests anaux (**Figure 45**) étaient recueillis.

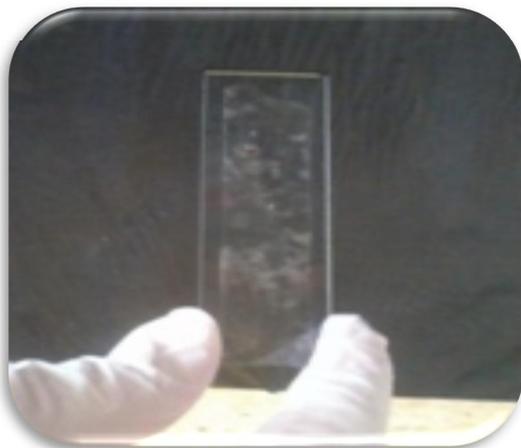


Figure 45 : Scotch-test anal



Figure 46 : Prélèvement des selles

2.1.3 Matériels et réactifs de laboratoire :

➤ **Matériels :**

Le matériel utilisé pour la réalisation de cette étude :

- Pots transparents ;
- Baguette en verre ;
- Lame et lamelle ;
- Micropipette et embouts ;
- Microscope optique ;
- Tubes coniques ;
- Centrifugeuse.

La **Figure 47** comporte le matériel de laboratoire utilisé pour le diagnostic des parasitoses.



Figure 47 : Matériels de laboratoire utilisés pour le diagnostic des parasitoses intestinales.

➤ **Réactif :**

- Lugol ;
- Eau physiologique ;
- solution de Formol commerciale à 37 % ;
- Ether;

- M.I.F (Merthiolate-Iode-Formol);
- Colorant Giemsa pur;
- Méthanol.

La figure ci-dessous illustre les réactifs utilisés au laboratoire pour la coproparasitologie des selles.



Figure 48 : Les réactifs utilisés au laboratoire pour la copro-parasitologie des selles.

2.2 Méthodes :

2.2.1 Protocole d'étude :

2.2.1.1 Type et population étudiée :

Nous avons effectué une étude descriptive au sein d'une population de 105 enfants âgés de 5 à 6 ans scolarisés dans 3 écoles primaires de l'agglomération de Ouzidane (Daira de Chetouane, wilaya de Tlemcen) durant une période de six mois, allant de novembre 2013 à avril 2014.

2.2.1.2 Critères d'inclusion :

On inclut dans ce travail tout élève dont l'âge est compris entre 5 et 6 ans.

2.2.1.3 Critères d'exclusion :

On exclut de ce travail :

- Tout enfant ayant fournis un seul type de prélèvement (soit seulement un prélèvement de selles ou seulement un scotch-test).

2.2.1.4 Facteurs étudiés :

Pour atteindre nos objectifs nous avons recueillis différents types de variables dont : l'âge, le sexe, les signes cliniques, l'espèce parasitaire isolée.....

2.2.1.5 Critères de jugements :

Le diagnostic parasitologique est considéré comme positif si mise en évidence de parasites intestinaux par l'examen parasitologique des selles et /ou par le scotch test de Graham.

2.2.1.6 Analyse statistique des données :

Les données ont été saisies sur le logiciel Excel et traitées avec le logiciel SPSS (Statistical Package for the Social Sciences).

L'intervalle de confiance utilisé est à 95 % et une association est considérée comme significative quand la valeur de p est inférieure à 0,05.

2.2.2 Procédures :

2.2.2.1 Autorisation et consentement:

Les autorisations nécessaires pour la conduite de l'enquête ont été sollicitées auprès de l'EPSP et de la direction de l'éducation et de l'enseignement de la wilaya de Tlemcen.

Une visite a été effectuée aux écoles pour demander l'autorisation des directeurs d'établissement avec lesquels nous avons travaillé.

Des autorisations auprès des parents d'élèves ont été aussi demandées.

2.2.2.2 Collecte des prélèvements:

La collecte des prélèvements s'est déroulée sur deux jours consécutifs après convocation des parents d'élèves.

Le premier jour consiste en la sensibilisation des parents sur la nature, l'importance et la nécessité d'une telle enquête d'une part et d'effectuer une fiche d'enquête ainsi que l'explication de la méthode du prélèvement d'autre part.

Le deuxième jour consiste en la collecte des prélèvements.

➤ **Interrogatoire ou fiche d'enquête :**

Une fiche d'enquête 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 consiste à mentionner les données suivantes :

-Le numéro d'ordre de chaque élève.

-Les renseignements cliniques : présence ou non de douleurs abdominales, de diarrhées, de constipation, de prurit anal, de vomissement...

La troisième partie comporte les résultats de l'examen parasitologique des selles ainsi que ceux du scotch test anal.

Voir la fiche d'enquête (**Annexe 4**).

➤ **Les prélèvements :**

Chaque parent d'élève reçoit un sachet renfermant :

-Un pot propre et sec portant un numéro pour le recueil des selles,

-Une lame porte objet portant le même numéro pour le ST (**Figure 49**).

NB :

Tout ST positif oblige à faire une enquête familiale, les parents d'élève atteint et sa fratrie ont été appelés à pratiquer obligatoirement ce test.



Figure 49 : Matériels de prélèvement donnés pour chaque enfant.

✓ **Les prélèvements des selles :**

Les selles matinales fraîchement émises recueillies à domicile dans les pots propre et sec sans utilisation de fixateurs ont été acheminées à l'école pour la collecte.

✓ **Les scotchs tests anaux :**

Consiste en l'application d'une bande de scotch transparent sur l'anus et qui doit être pratiqué le matin avant toute toilette, en position genou-pectorale et après un bon écartement des plis anaux. Ce scotch doit être retiré et collé par la suite sur une lame porte-objet.

2.2.2.3 Diagnostic parasitologique :

Une fois les prélèvements arrivent au laboratoire, on entame notre travail en commençant d'abord par les examens parasitologiques des selles afin d'éviter la dégradation des formes végétatives si elles existent, puis on passe pour examiner les ST.

➤ **L'examen parasitologique des selles :**

Comporte deux étapes essentielles :

✓ **Examen macroscopique :**

Il s'effectue à l'œil nu et il permet d'avoir une appréciation sur :

- La consistance des selles, qui renseigne sur le transit intestinal et elle peut être : dures, fermes, pâteuses, molles, liquides, semi liquide ou afécales.
 - ❖ Les selles pâteuses ou semi-liquides, conviennent mieux à la recherche des formes végétatives des protozoaires et des larves d'helminthes.
 - ❖ les selles moulées sont plus favorables pour la mise en évidence des kystes d'amibes et de flagellés et les œufs d'helminthes.

- ❖ Les selles molles conviennent à la recherche des formes végétatives des protozoaires et même leurs kystes ainsi que les larves d'helminthes.
- ❖ Les selles glaireuses sont plus appropriées à la recherche de l'amibe pathogène.
- ❖ Les selles trop liquides ou trop dures sont préjudiciables à la vie des parasites [4].
- La couleur des selles : renseigne sur le flux biliaire et peut être :
 - ❖ De couleur normale (brune) et est due à la présence de stercobillinogène.
 - ❖ Comme elle peut être décolorées, verdâtres, jaune safran, rouges ou noire.
 - ❖ L'existence d'éléments surajoutés : qui renseigne sur
 - ❖ La présence d'éventuelle éléments parasitaires adultes : oxyures, Ascaris et anneaux de Tænia, plus rarement de trichocéphale.
 - ❖ La présence ou non de pus, de mucus, de sang ou de glaires.

✓ Examen microscopique

Comporte trois étapes obligatoires :

- **Examen direct à l'état frais**

La préparation à l'état frais est la technique la plus simple et la plus facile à mettre en œuvre pour examiner les selles.

❖ **Technique :**

- A l'aide d'une baguette en verre on prélève des selles en superficie et en profondeur à différents endroits en privilégiant les zones où des anomalies sont présentes (mucus sanglant).
- Ces petites particules de matière fécale sont diluées dans de l'eau physiologique.
- Ensuite, on prélève à l'aide d'une micropipette une goutte et on la dépose sur une lame porte objet et la couvrir d'une lamelle.

❖ **Lecture microscopique :**

La lame est observée au microscope optique à l'objectif $\times 10$ à la recherche des œufs ou de larves d'helminthes puis au $G \times 40$ pour confirmer leur présence et rechercher d'éventuels kystes ou forme végétative de protozoaires.

On doit balayer toute la lame avec des mouvements en zig-zag soit de haut en bas soit de droite à gauche et la figure ci-dessous montre ce mouvement.

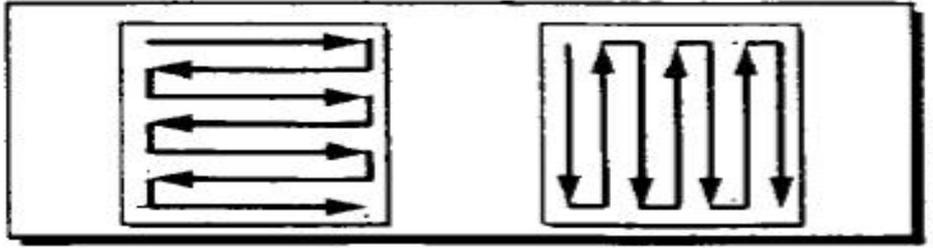


Figure 50 : Mouvements en zig-zag effectué pour la lecture de la lame [60]

❖ **Résultats :**

L'examen direct à l'état frais a permis de retrouver:

✱ **Les formes végétatives de *Giardia intestinalis* :**

Facilement mise en évidence par leurs mouvements en chute de feuille.

✱ **Les kystes de protozoaires :**

▪ ***Giardia intestinalis* :**

Apparaît sous forme ovalaire, parfois arrondie à contour épais, présentant deux à quatre noyaux et des résidus flagellaires en position longitudinale (**Figure 51**).



Figure 51 : Kyste de *Giardia intestinalis*. Examen direct à l'état frais. Objectif × 40.

▪ ***Endolimax nanus* :**

Qui est polymorphe, il peut être de forme arrondie, ovoïde et parfois rectangulaire à paroi mince et réfringente, présence de un à quatre noyaux réfringents regroupés en deux aux extrémités (**Figure 52**).



Figure 52 : Kyste d'*Endolimax nanus*. Examen direct à l'état frais. Objectif × 40.

▪ *Pseudolimax butschlii* :

Il est polymorphe, il peut être de forme ovoïde, ronde ou déformée à paroi épaisse, présentant un noyau à côté duquel on trouve une vacuole qui occupe les 2/3 du corps (Figure 53).

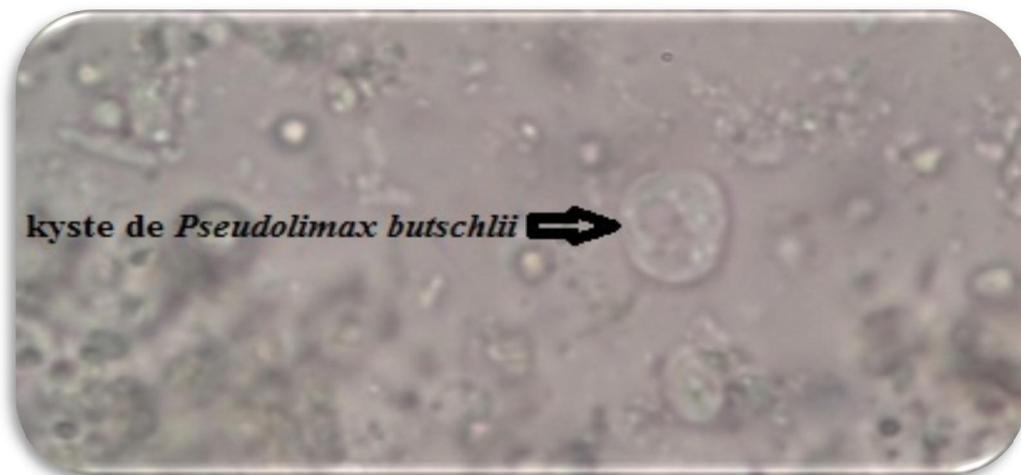


Figure 53 : Kyste de *Pseudolimax butschlii*. Examen direct à l'état frais. Objectif × 40.

▪ Forme vacuolaire de *Blastocystis hominis* :

Forme sphérique, de taille variable qui apparaît optiquement vides avec une grande vacuole repoussant en périphérie le cytoplasme qui contient des petits noyaux réfringents (Figure 54).



Figure 54 : Forme vacuolaire de *Blastocystis hominis*. Examen direct à l'état frais. Objectif × 40.

▪ **Cristaux de Charcot Leyden :**

Apparaît sous forme d'aiguille de boussole, sont réfringents et d'une couleur à reflet vert clair, ils proviennent de la dégradation des éosinophiles (**Figure 55**).

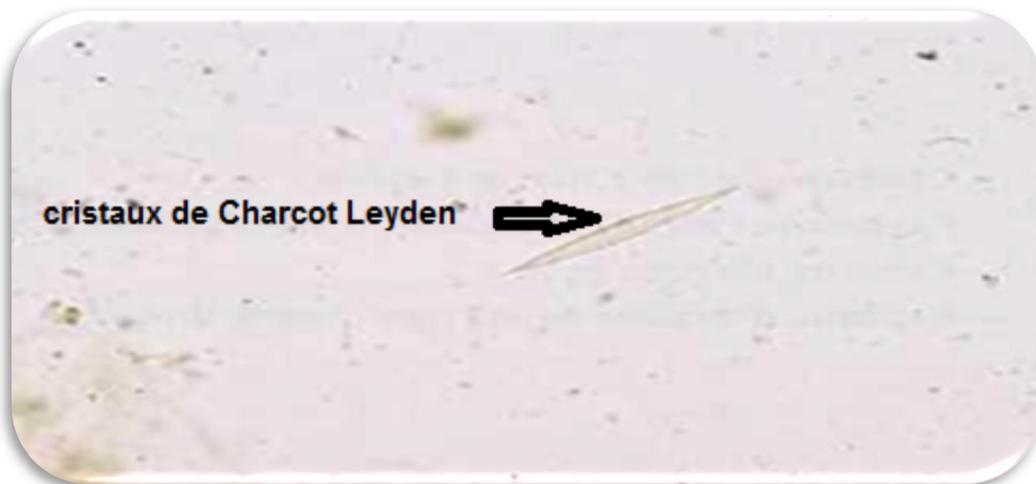


Figure 55 : Cristaux de Charcot Leyden. Examen direct à l'état frais. Objectif × 40.

- **Examen direct après coloration**

- ❖ **Coloration au Lugol**

- **Technique :**

La même dilution en eau physiologique est utilisée dans cet examen en déposant sur une lame porte objet une goutte de cette dernière et on ajoute une goutte de la solution de Lugol (**Annexe 4**) et on couvre avec une lamelle.

- **Lecture microscopique :**

La lame est observée ensuite au microscope optique à l'objectif $\times 10$ puis $\times 40$.

- **Résultats :**

Dans cette solution de Lugol, les protozoaires s'immobilisent rapidement mais la chromatine des noyaux colorée en sombre est bien nette et la paroi apparaît également en brun, le cytoplasme se colore en jaune ou en brun clair et la vacuole iodophile de *Pseudolimax butschlii* se colore en brun acajou.

Les figures 56,57 et 58, montrent les formes parasitaires qui ont été colorées au lugol.

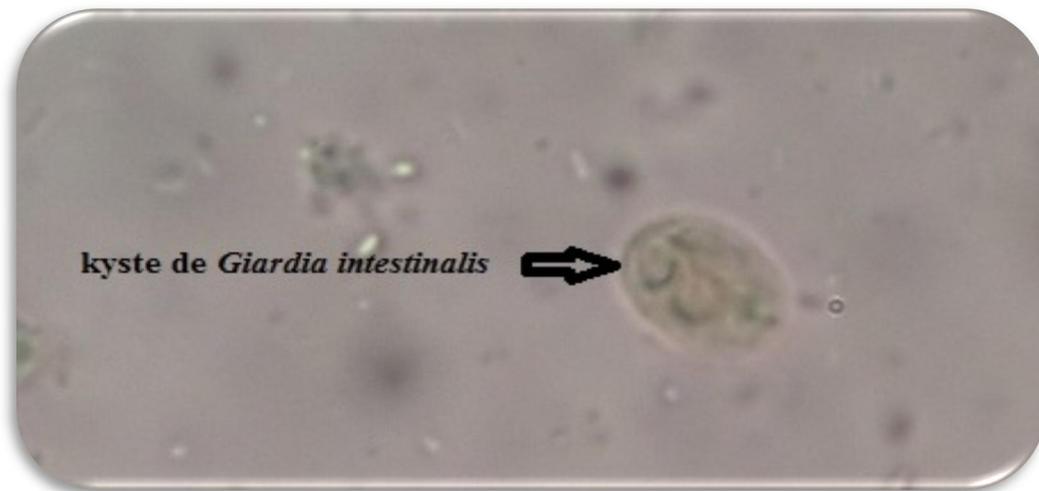


Figure 56 : Kyste de *Giardia intestinalis*. Examen direct au Lugol. Objectif $\times 40$.

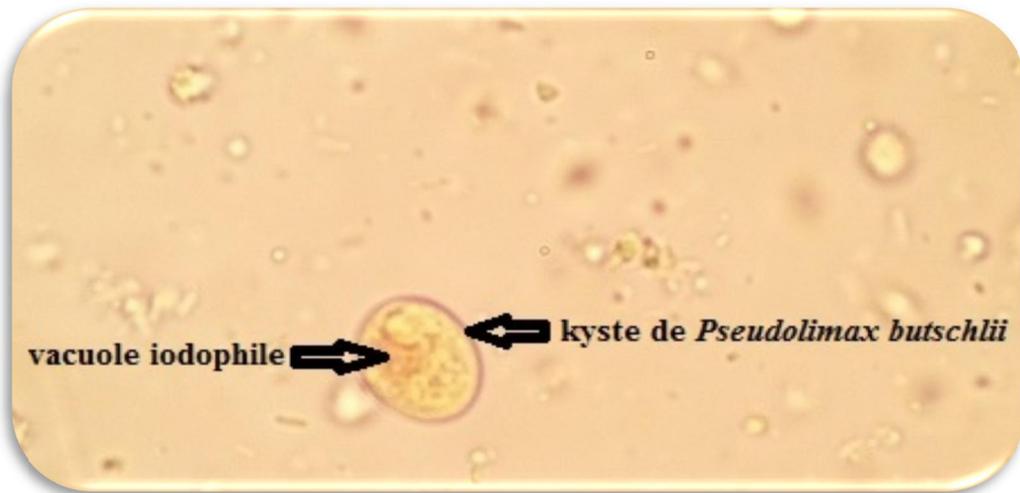


Figure 57 : Kyste de *Pseudolimax butschlii*. Examen direct au Lugol. Objectif $\times 40$.



Figure 58 : Kyste d'*Endolimax nanus*. Examen direct au Lugol. Objectif $\times 40$.

❖ **Coloration au M.I.F**

Une coloration au MIF a été effectuée pour colorer et conserver les formes végétatives de *Giardia intestinalis* retrouvées lors de l'examen direct.

☀ **Technique :**

Dans un tube sec, on prépare extemporanément le mélange suivant :

-2.35ml de solution MF (Merthiolate-Formol) (**Annexe 5**).

-0.15ml de Lugol et on mélange (**Annexe 5**).

A l'aide d'une baguette on prélève une quantité de selle et on la dépose dans le tube contenant le M.I.F et on bien mélange pour obtenir une dilution homogène.

-Laisser déposer. Dès que la sédimentation est complète, la coloration est achevée.

-Prélever alors à la micropipette, à la partie supérieure du sédiment où sont concentrés les protozoaires et mettre entre lame et lamelles.

☀ **Lecture microscopique :**

La lame est examinée au microscope à l'objectif $\times 40$.

☀ **Résultats :**

La coloration au MIF a permis de visualiser les formes végétatives et kystiques de *Giardia intestinalis* différemment colorées :

▪ **Formes végétatives :**

Apparaissent sous forme d'un cerf volant coloré en jaune clair ou brun clair, présentant dans la partie antérieure, deux noyaux volumineux dont la membrane se colore en brun noir et quatre paires de flagelles coloré aussi en brun noir (**Figure 59**).



Figure 59 : Forme végétative de *Giardia intestinalis* colorée au MIF. Objectif $\times 40$.

▪ **Formes Kystiques :**

Apparaissent incolores sur fond rouge, les chromatines sont ainsi incolores mais apparaissent par réfringence alors que les membranes nucléaires sont colorées en brun clair (**Figure 60**).



Figure 60 : Kystes de *Giardia intestinalis* colorés au MIF. Objectif × 40.

❖ **Coloration au Giemsa**

Des frottis ont été effectués afin d'être colorés au Giemsa dans le but de confirmer le diagnostic et de conserver les formes végétatives de *Giardia intestinalis* comme matériel didactique.

✱ **Technique :**

▪ **Confection des frottis :**

Prendre une goutte de la dilution de la selle en eau physiologique et la déposer sur une lame puis l'étaler à l'aide d'un embout et laisser sécher quelques minutes.

▪ **Fixation :**

Couvrir les frottis avec du méthanol et laisser fixer pendant 5 minutes.

▪ **Coloration :**

- Préparer une dilution du Giemsa au un dixième avec de l'eau distillée.
- Recouvrir les frottis par la solution diluée.
- Laisser agir 30 à 45 mn.
- Laver à l'eau.

▪ **Séchage :**

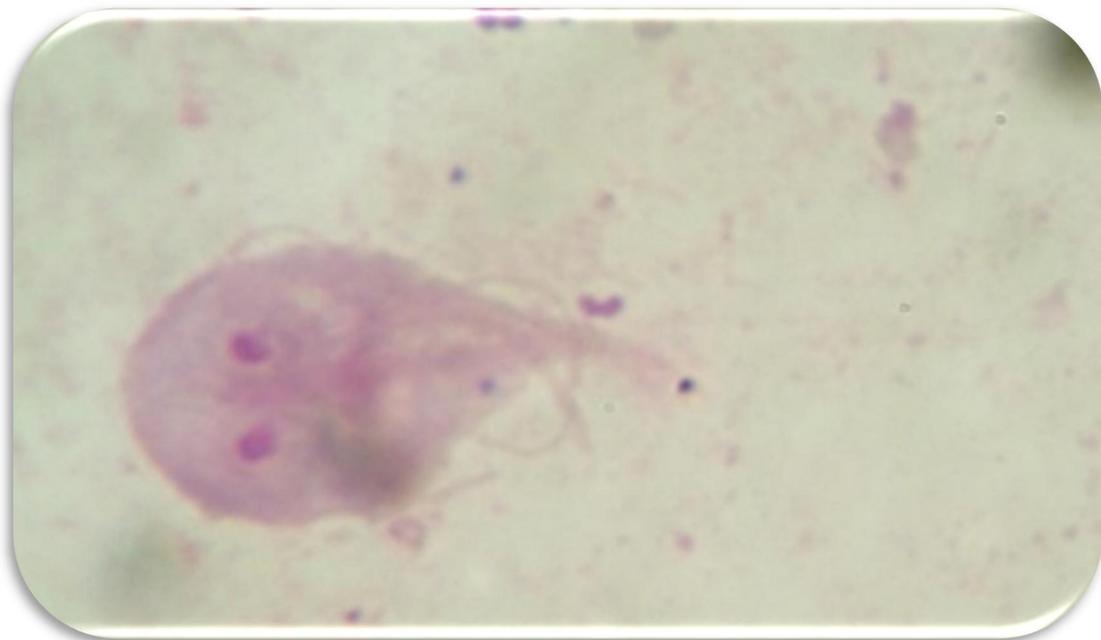
- Laisser sécher les lames à l'air, en position inclinée, après avoir essuyé la face inférieure de la lame avec du papier filtre.

✿ **Lecture microscopique :**

Les lames colorées au Giemsa sont examinées au microscope à l'objectif $\times 100$.

✿ **Résultats :**

La coloration au Giemsa nous a permis de repérer les formes végétative et kystique de *Giardia intestinalis* où les noyaux et les flagelles apparaissent colorés en rouge et le cytoplasme en bleu (**Figure61**).



**Figure 61 : Forme végétative de *Giardia intestinalis*. Coloration au Giemsa.
Objectif $\times 100$.**

- **Examen microscopique après concentration par la technique de Ritchie :**

❖ **Technique :**

- On prépare une dilution du formol au un dixième.
- Dans un verre à pied, diluer un volume de la selle dans neuf volumes de formol dilué au 1/10.
- Laisser sédimenté pendant 5 mn.
- Dans un tube conique on verse le surnageant (deux volumes du volume total).
- Ajouter un volume (du volume total) d'éther.
- Ensuite le tube est fermé délicatement et soumis à une agitation vigoureuse pendant une minute.
- Centrifuger à 1500 tours /minute pendant 3 minutes.
- Après centrifugation, on obtient obligatoirement la formation de quatre phases et qui sont citées par ordre de haute en bas :
 - Une couche supérieure représentée par l'éther ;
 - Une couche intermédiaire faite de résidus de bactérie et de débris alimentaires ;
 - Une couche aqueuse faite par le formol ;
 - Le culot qui nous intéresse et qui contient les éléments parasitaires (**Figure 62**).
- On élimine les trois premières phases et on récupère le culot.

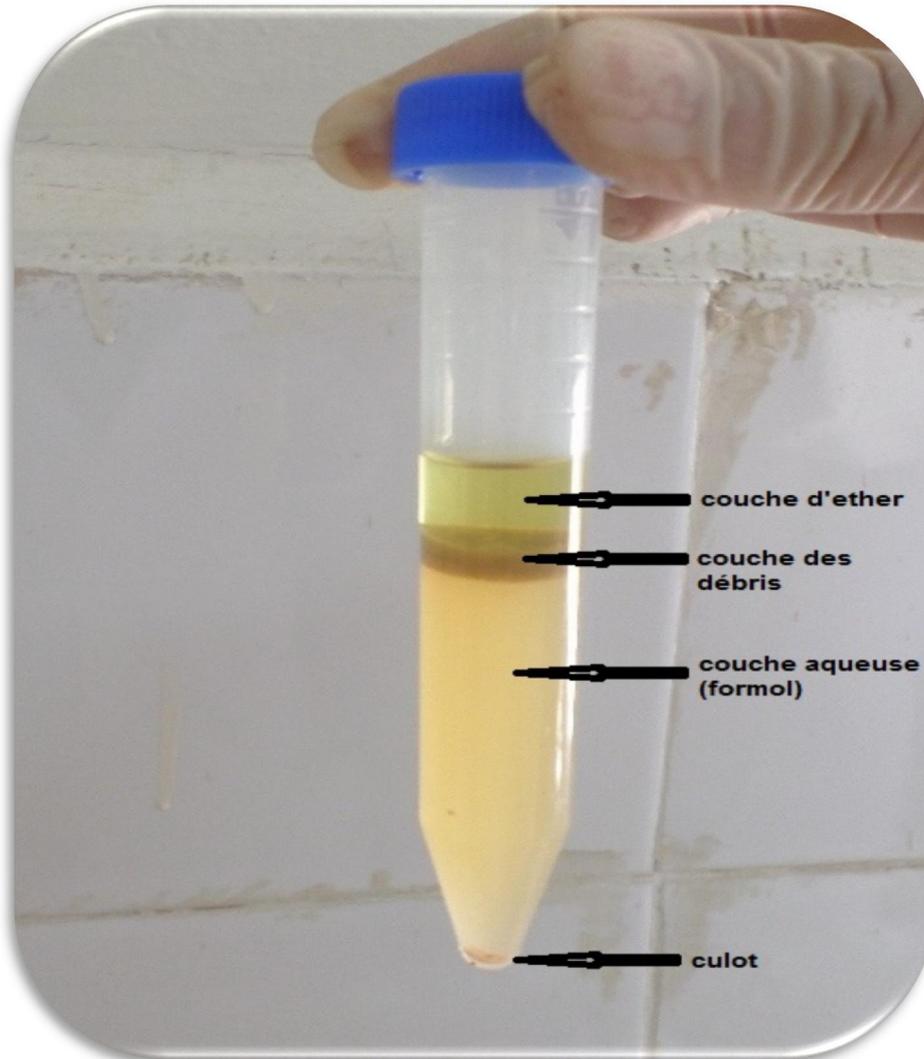


Figure 62 : Les quatre couches obtenues après centrifugation par la technique de Ritchie.

❖ **L'examen microscopique du culot:**

✱ **La recherche de parasites :**

Le culot est examiné entre lame et lamelle avec ou sans Lugol au microscope optique à l'objectif $\times 10$ à la recherche des œufs d'helminthes puis à l'objectif $\times 40$ à la recherche des protozoaires.

Si l'on observe des kystes, des œufs ou des éléments qui leur ressemblent on examine une préparation à l'iode pour avoir plus de détails ce qui facilite l'identification.

✿ **L'identification des parasites :**

Elle est basée sur la morphologie particulièrement sur la forme du kyste, la taille, le nombre des noyaux, la présence ou non de vacuole pour les protozoaires.

Pour les œufs d'helminthes on se base sur la forme qui est caractéristique de chaque parasite, la taille, la morphologie de l'embryon à l'intérieur de l'œuf.

❖ **Résultats :**

✿ **Kyste de *Giardia intestinalis* : Figure 63.**



Figure 63 : Kyste de *Giardia intestinalis*. Examen au Lugol après concentration par la technique de Ritchie. Objectif × 40.

✿ Kyste d'*Endolimax nanus* : Figure 64.



Figure 64 : Kyste d'*Endolimax nanus*. Examen au Lugol après concentration par la technique de Ritchie. Objectif × 40.

✿ Kyste d'*Entamoeba coli* :

Forme ronde à paroi épaisse très nette, présence de quatre noyaux dont chacun est placé dans une extrémité et parfois huit noyaux regroupés (**Figure 65**).



Figure 65 : Kyste d'*Entamoeba coli*. Examen après concentration par la technique de Ritchie. Objectif × 40.

✿ Kyste de *Chilomastix mesnili* :

Apparaît sous forme d'un poire à paroi épaisse à l'intérieur on voit des restes de flagelles et un noyau excentrique (**Figure 66**).



Figure 66 : Kyste de *Chilomastix mesnili*. Examen au Lugol après concentration par la technique de Ritchie. Objectif $\times 40$.

✿ Kyste d'*Entamoeba hartmanni* :

Il est de petite taille, de forme ronde à paroi épaisse présentant deux noyaux (**Figure 67**).



Figure 67 : kyste d'*Entamoeba hartmanni*. Examen direct après concentration par la technique de Ritchie. Objectif $\times 40$.

✿ **Kyste d'*Entamoeba histolytica/ dispar* :**

Forme ronde à paroi épaisse, présentant deux noyaux à côté de l'un des deux apparaît un corps cristalloïde, taille plus grande que celle d'*Entamoeba hartmanni* (**Figure 68**).



Figure 68 : Kyste d'*Entamoeba histolytica / dispar*. Examen après concentration par la technique de Ritchie. Objectif $\times 40$.

➤ **Scotch-test**

✓ **Principe :**

Le scotch-test est effectué dans le but de diagnostiquer une éventuelle oxyurose par la recherche des œufs d'*Enterobius vermicularis* qui doivent être recherchés au niveau de la marge anale, de préférence le matin au réveil et avant toute toilette locale, par la méthode du scotch-test de Graham.

✓ **Lecture microscopique:**

Les scotchs test ont été observés au microscope optique à l'objectif $\times 10$ puis $\times 40$ pour la confirmation.

La famille des élèves présentant un scotch test positif ont bénéficiés d'une recherche d'oxyures par la même technique (scotch test) afin de reconnaître les porteurs asymptomatiques et les traiter.

✓ Résultat :

• Les œufs d'Oxyures :

La présence d'un œuf ovulaire asymétrique sous forme d'un grain de café renfermant ou non l'embryon (la larve vermiforme replié sur elle-même) confirme le diagnostic d'une oxyurose (Figure 69).



Figure 69 : Scotch-test positif montrant des œufs d'*Enterobius vermicularis* (Oxyure). Objectif $\times 10$.

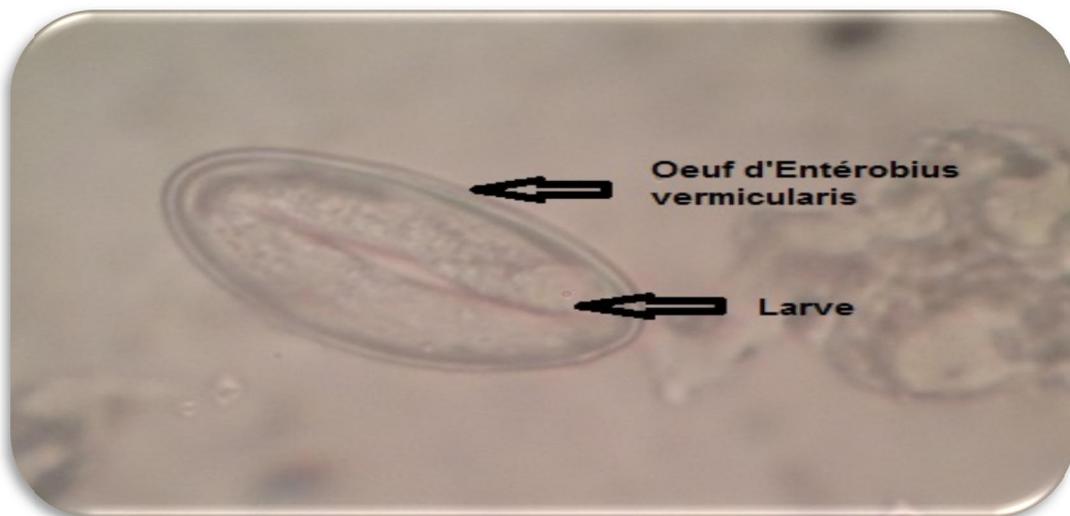


Figure 70 : Œuf d'*Enterobius vermicularis* avec une larve bien nette . Objectif $\times 40$.

*RESULTATS
ET INTERPRETATION*

3. Résultats et interprétation :

3.1 Partie descriptive :

3.1.1 Caractéristiques de la population :

Le nombre des écoliers recrutés dans cette étude était de 167 enfants, cependant seulement 105 ont été inclus dans l'étude et les 62 restants ont été exclus par manque de prélèvement pour des raisons multiples (manque de collaborations des parents d'élèves, impossibilité de défécation chez certains enfants..).

➤ **Caractéristiques démographiques :**

✓ **Sexe :**

Tableau XIV. Répartition des écoliers selon le sexe.

Sexe	Pourcentage	Effectifs	Sex-ratio
Filles	47,6 %	50	1.1
Garçons	52,4 %	55	
Total	100 %	105	

Parmi les 105 enfants inclus dans cette étude, 55 sont des garçons.

➤ **Age :**

Les enfants inclus dans cette étude étaient âgés de 5 à 6 ans, soit une moyenne d'âge de 5.67 ans avec un intervalle de confiance de [5.196, 6.144].

➤ **Répartition des enfants selon leurs écoles d'origine:**

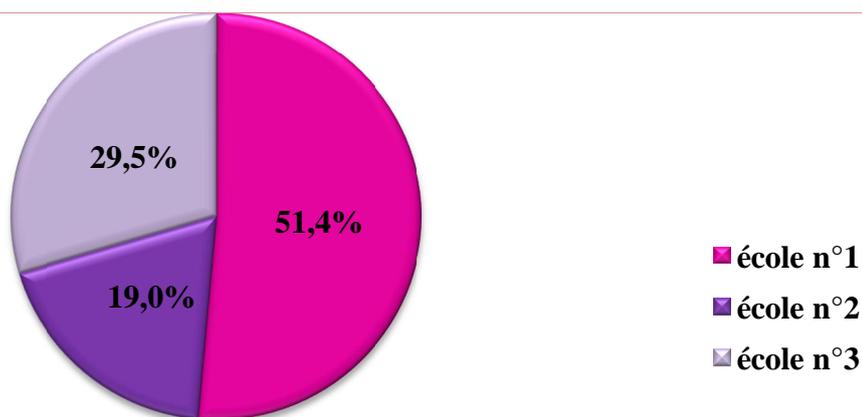


Figure 71: Répartition des écoliers selon les écoles

La participation de l'école n°1 est la plus élevée par rapport aux deux autres écoles elle représente la moitié de la participation globale. On peut dire à partir des résultats de ce secteur que les parents des élèves ainsi que le personnel travaillant dans cette école étaient très collaborateur.

➤ Caractéristiques cliniques :

L'interrogatoire effectué à la recherche des différents signes cliniques (les diarrhées, douleurs abdominales, vomissements, prurit anal, constipation, anorexie et la fièvre), chez ces enfants nous a amenés aux résultats illustrés dans la figure 72.

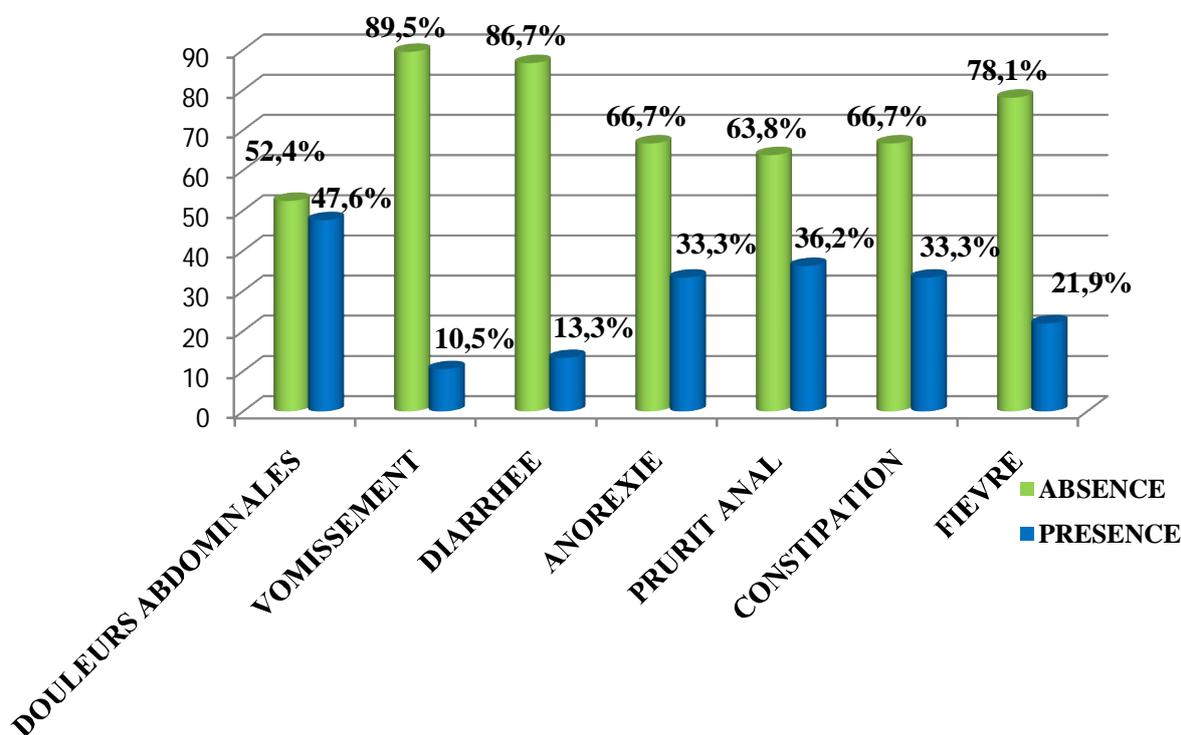


Figure 72: Répartition du nombre d'enfants selon les signes cliniques

Selon cet histogramme, on remarque que les douleurs abdominales, l'anorexie, la constipation et le prurit anal étaient les symptômes les plus fréquemment retrouvés chez notre population.

3.1.2 Diagnostic parasitologique :

Les 105 prélèvements étaient examinés par les deux techniques (EPS et scotch-test) et le résultat global est mentionné sur l’histogramme suivant :

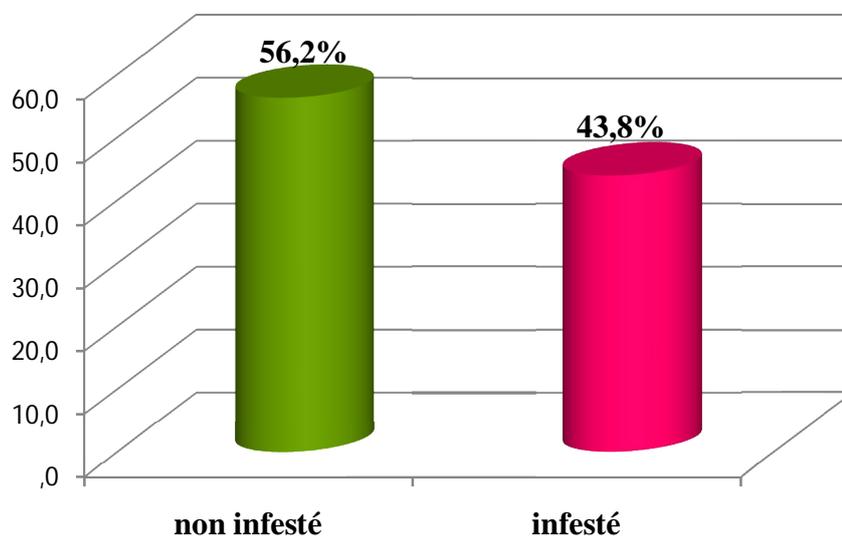


Figure 73 : Fréquence globale de parasitoses intestinales chez les écoliers examinés

Selon ce graphe, on note que la positivité était retrouvée chez 43,8% des enfants examinés.

- **Variation de la fréquence globale des parasitoses intestinales :**
 - ✓ **Selon le sexe :**

Le tableau suivant représente la répartition des cas positifs selon le sexe

Tableau XV. Fréquence des parasitoses intestinales selon le sexe

sexe	Effectifs	Pourcentage (%)	Sex-ratio
Filles	21	45,7	1.19
Garçons	25	54,3	
Total	46	100,0	

Ces résultats montrent que la sex-ratio était de 0.84 en faveur des garçons.

✓ Selon le nombre de parasites hébergés :

Le nombre des parasites isolés dans chaque cas positif varie de 1 jusqu'au 4 parasites hébergés par le même enfant ce qui est illustré dans le tableau suivant :

Tableau XVI. Répartition des écoliers infestés selon le nombre de parasites hébergés

Nombre de parasites	Effectif	Pourcentage (%)
1	35	76,1
2	9	19,6
3	1	2,2
4	1	2,2
Total	46	100

On remarque que 35 enfants parmi l'ensemble étaient infestés par un seul parasite.

✓ Selon le type des associations observées :

Dans les 11 cas de polyparasitisme signalés, différentes espèces parasitaires étaient associées et cela est mentionné dans le tableau suivant :

Tableau XVII. Type des associations parasitaires observées

Parasites associés	Effectif	Pourcentage
<i>Giardia intestinalis, Endolimax nanus, Enterobius vermicularis</i>	1	9,1%
<i>Giardia intestinalis, Endolimax nanus</i>	1	9,1%
<i>Blastocystis hominis, Enterobius vermicularis</i>	2	18,9%
<i>Endolimax nanus, Enterobius vermicularis</i>	3	27,27%
<i>Entamoeba coli, Enterobius vermicularis</i>	1	9,1%
<i>Entamoeba hartmanni, Enterobius vermicularis</i>	1	9,1%
<i>blastocystis hominis, Endolimax nanus, Giardia intestinalis, Enterobius vermicularis</i>	1	9,1%
<i>Giardia intestinalis, Enterobius vermicularis</i>	1	9,1%
<i>Total</i>	11	100%

On note que l'association *Endolimax nanus et Enterobius vermicularis* était la plus retrouvée avec un pourcentage de 27,27%.

✓ Selon les signes cliniques étudiés :

Chez les 46 enfants infestés, les différents signes cliniques n'étaient pas toujours présents, la figure 74 montre la fréquence de chaque signe clinique.

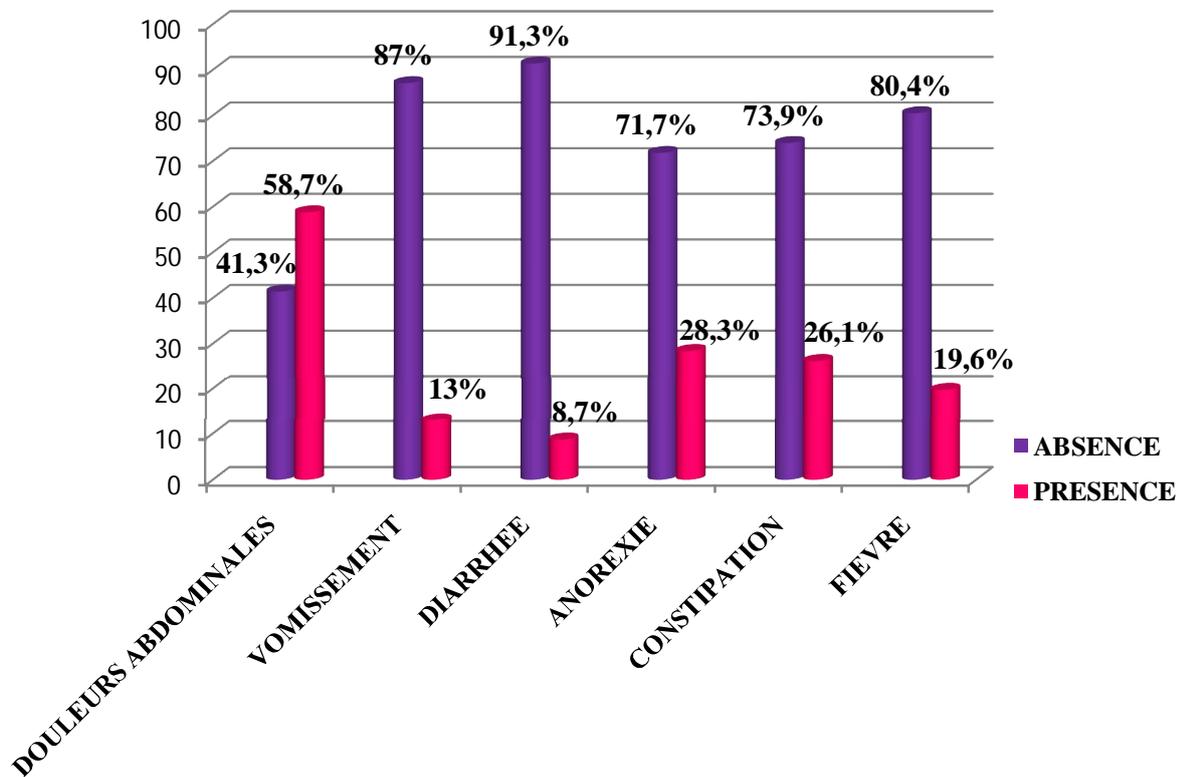


Figure 74: Répartition des enfants infestés selon les différents signes cliniques

Parmi les enfants infestés, 58.7% présentant des douleurs abdominales alors que la diarrhée était objectivée dans 8.7% des cas.

✓ Selon les espèces parasitaires isolées :

Le diagnostic parasitologique a permis d'isoler 9 espèces parasitaires différentes, représentées dans le graphe suivant :

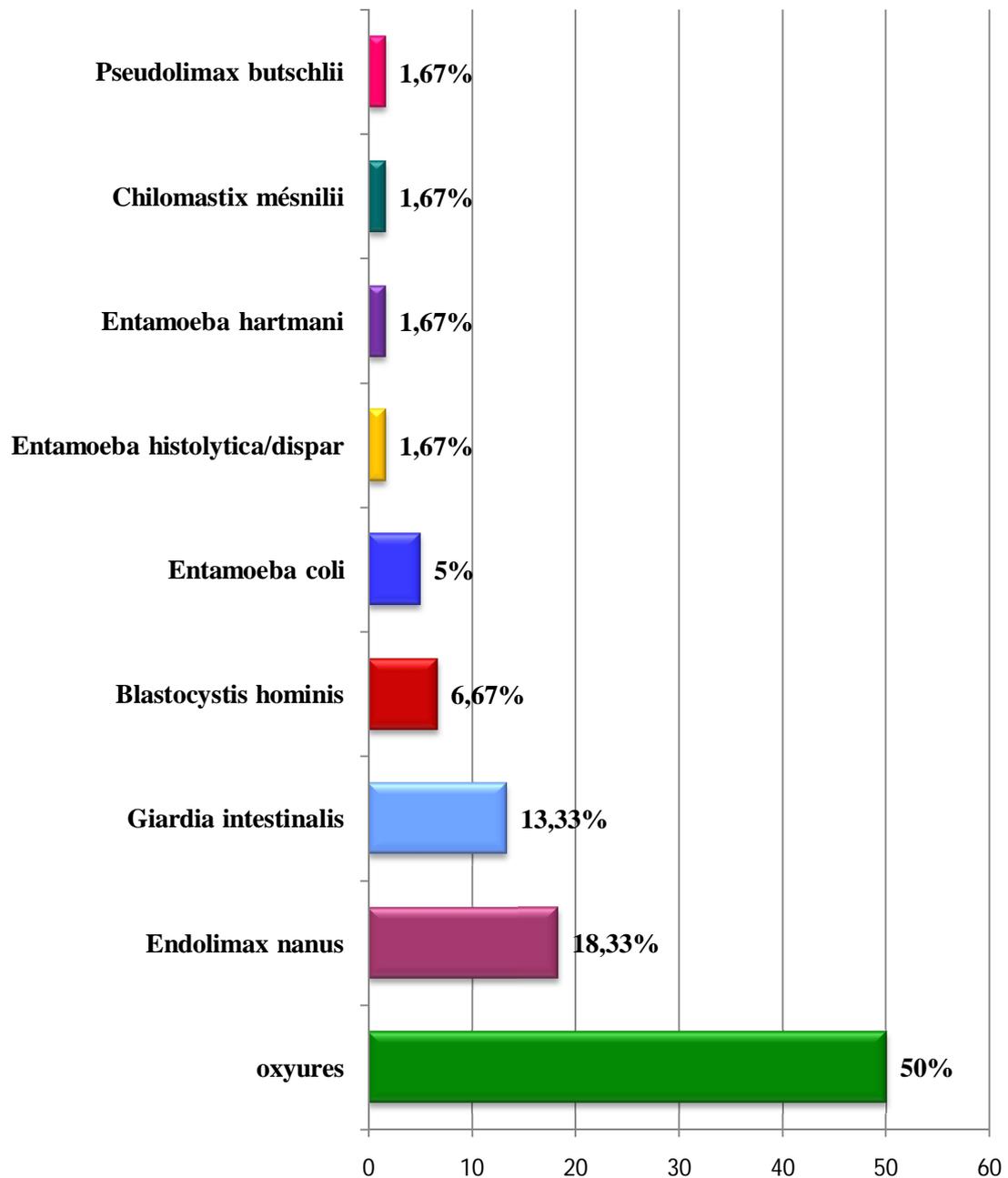


Figure 75: Répartition des espèces parasitaires isolées

On remarque que l'espèce *Enterobius vermicularis* était majoritairement isolée avec une fréquence de 50%.

✓ **Selon l'embranchement de parasite :**

Le tableau suivant montre le pourcentage des parasites selon leur embranchement.

Tableau XVIII. Répartition des parasites isolés selon l'embranchement

Parasites	Effectif	Pourcentage
Embranchement des protozoaires	30	50%
Embranchement des helminthes	30	50%
Total	60	100%

On remarque que le pourcentage était égal entre les deux embranchements soit 50% des cas pour chacun.

✓ **Selon la classe des parasites isolés :**

La répartition selon la classe parasitaire est mentionnée dans le tableau suivant :

Tableau XIX. Répartition des parasites isolés selon leur classe parasitaire

Classe de parasites	Effectif	Pourcentage
Nématodes	30	50%
Amibes	17	28,33%
Flagellés	9	15%
Blastocystea	4	6,67%
Total	60	100%

On note que la classe des nématodes prend le premier rang des résultats positifs avec 50% des cas, suivie par celle des amibes dans 28,33% des cas.

✓ Selon la pathogénie des parasites hébergés:

Le diagnostic parasitologique nous a conduis à déterminer quatre type de parasitisme chez les enfants infestés : parasitisme à parasites pathogènes, parasitisme à parasites non pathogènes, parasitisme à parasites pathogènes et parasites non pathogènes, parasitisme à parasite potentiellement pathogène c'est le cas d'*Entamoeba histolytica/dispar* dont la figure 87 montrent la proportion de chaque type.

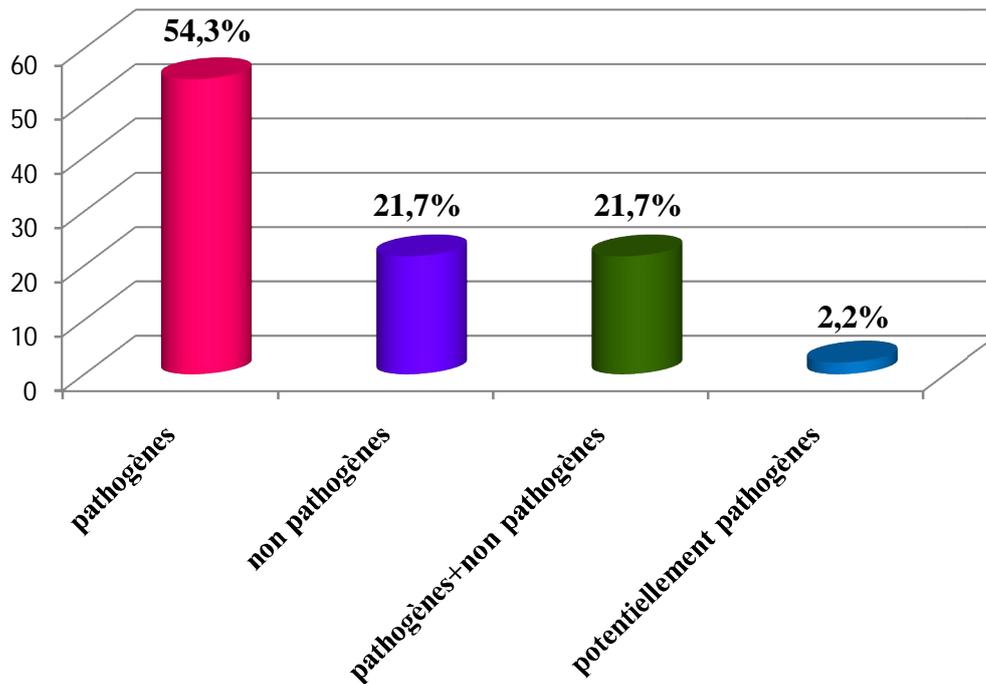


Figure 76 : Répartition des parasites isolés selon la pathogénie

Cet histogramme montre que 78,2% des infestations signalées étaient liées à la pathogénicité parasitaire dont 54,3% parmi eux présentant seulement des parasites pathogènes.

➤ **Fréquence des parasitoses intestinales selon l'EPS:**

La figure suivante montre la fréquence des parasites intestinaux selon les résultats de l'EPS.

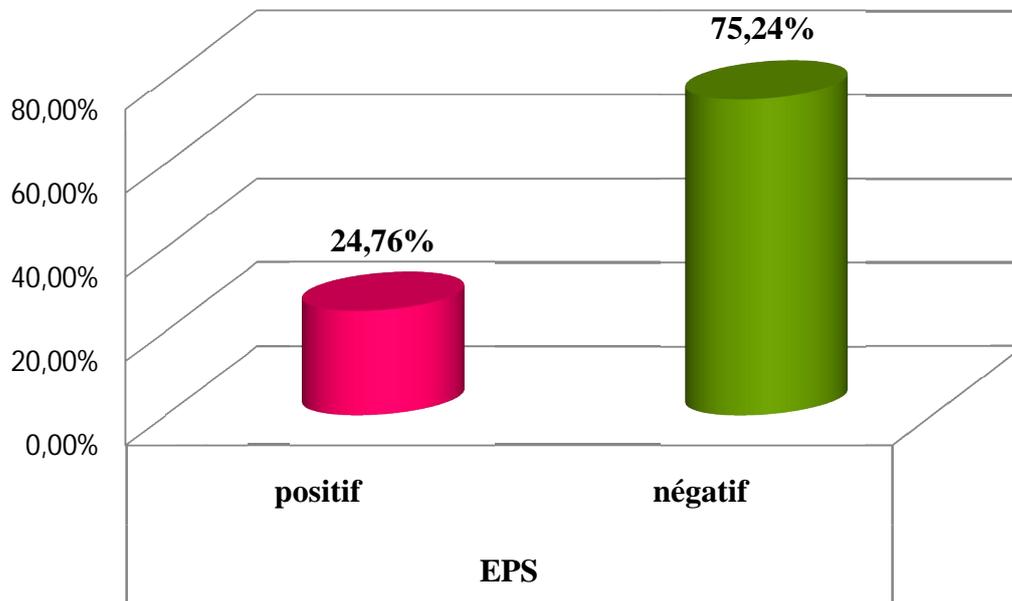
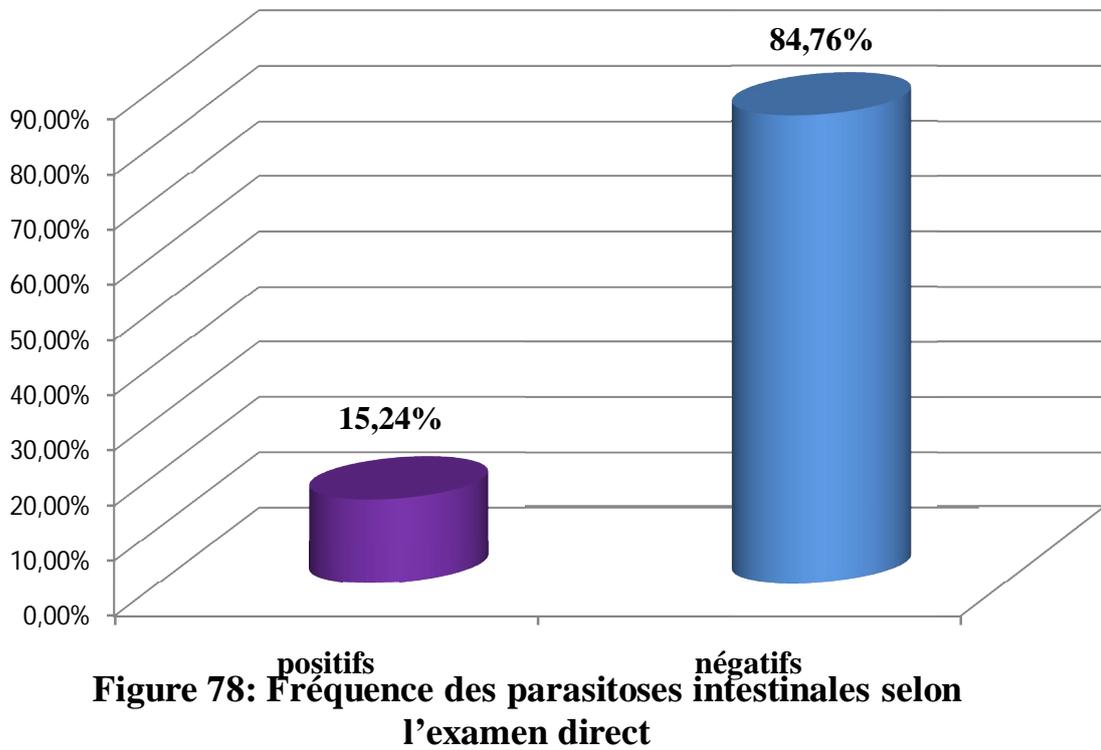


Figure 77: Fréquence des parasitoses intestinales selon l'EPS

L'EPS a permis de déterminer une fréquence du parasitisme intestinal de 24,76%.

✓ **Fréquence des parasitoses intestinales selon l'examen direct :**

La figure 78 montre le taux de positivité retrouvé par l'examen direct.



On note que seulement 15,24% des enfants examinés étaient positifs à l'examen direct.

✓ **Fréquence des parasitoses intestinales selon la technique de Ritchie :**

La figure ci-dessous montre le taux de positivité selon la technique de Ritchie.

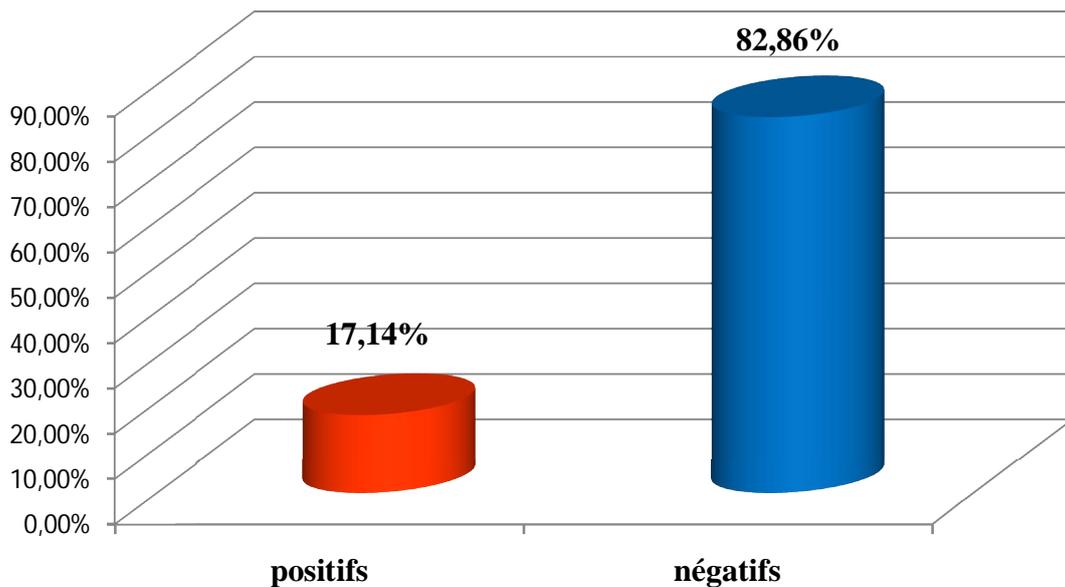


Figure 79: Fréquence des parasitoses intestinales selon la technique de Ritchie

On remarque que la technique de Ritchie a permis de révéler une fréquence des parasitoses intestinales de 17,14%.

✓ **Fréquence d'oxyurose chez les écoliers examinés selon les résultats de scotch-test:**

Le secteur suivant montre les résultats de scotch-test.

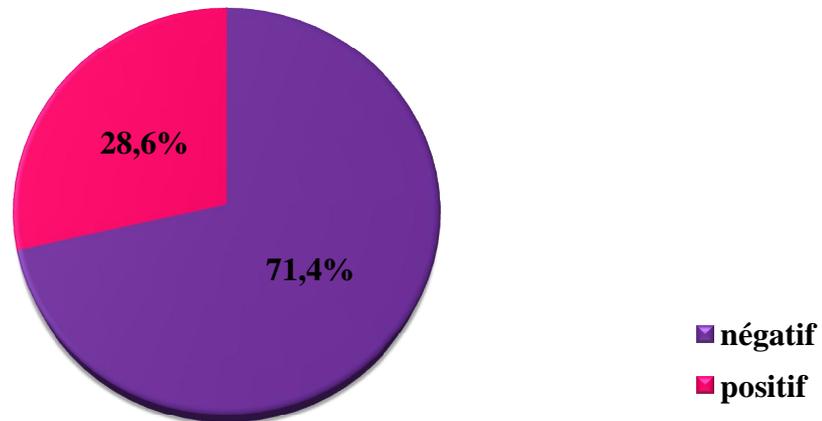


Figure 80: Fréquence d'oxyurose chez les écoliers examinés selon les résultats de scotch-test

La technique de scotch-test nous a permis de signaler une fréquence de l'oxyurose de l'ordre de 28.6% parmi les 105 écoliers examinés.

✓ **Dépistage familiale de l'oxyurose :**

Chez les 30 enfants infestés par l'oxyurose, nous avons demandé des scotchs-tests anaux pour les membres de la famille, cependant seulement 16 familles qui ont répondu.

Les résultats du dépistage dans chaque famille ainsi que la fréquence globale chez ce groupe de famille sont représentées dans les figures 81 et 82.

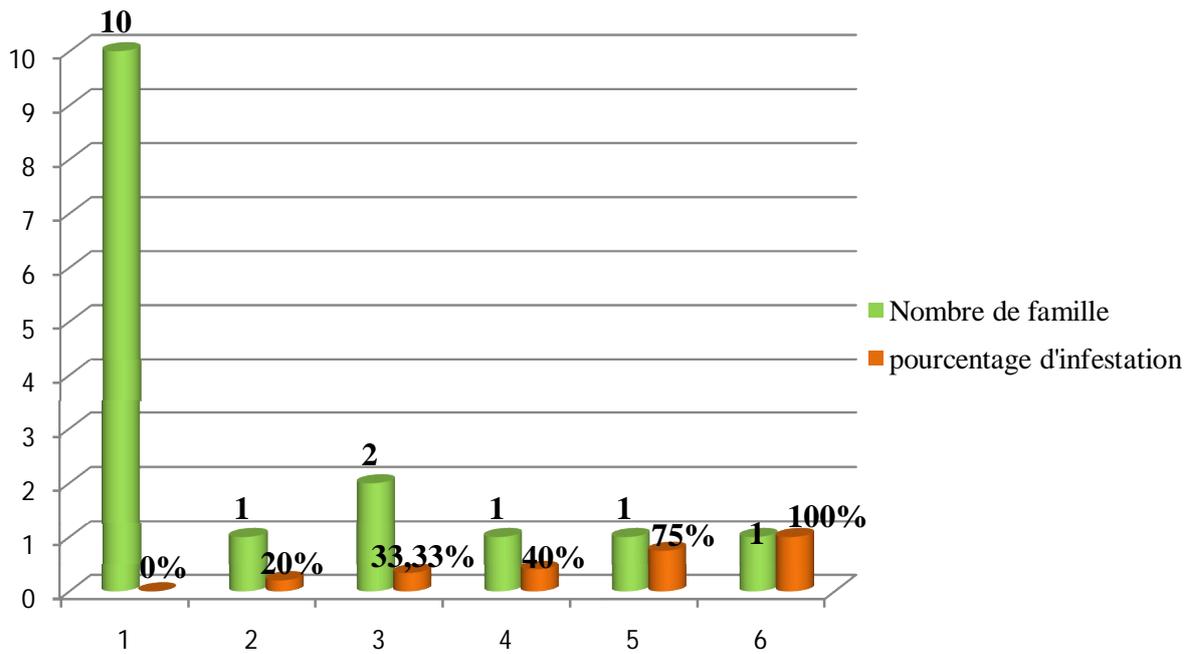


Figure 81 : pourcentage d'infestation dans chaque famille

On remarque que parmi les 16 familles examinées, une seule qui a présenté un taux d'infestation à 100%.

✓ **Fréquence globale d'infestation chez les familles d'enfants :**

Le graphe ci-dessous montre la répartition des résultats du dépistage familial de l'oxyurose.

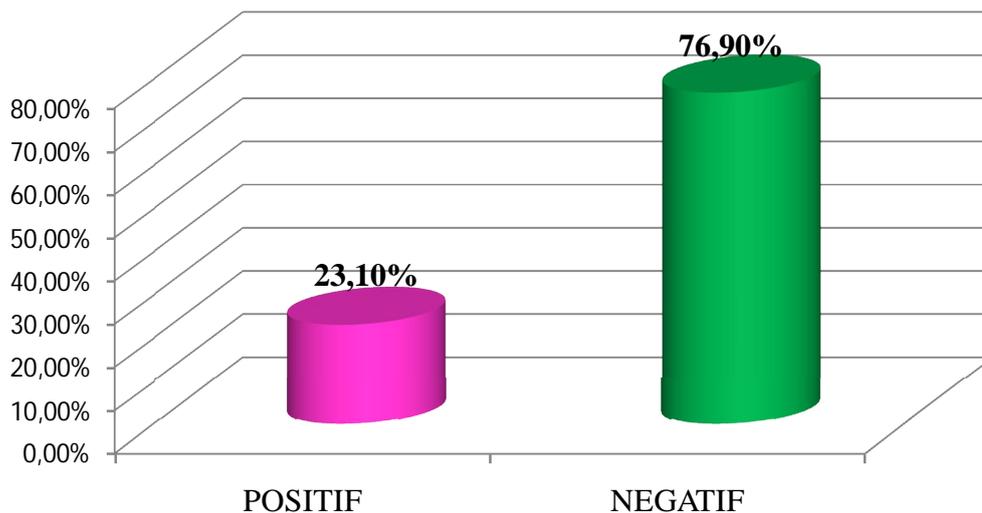


Figure 82 : Fréquence globale d'infestation par l'oxyurose chez les familles d'enfants atteints

On remarque que la fréquence de l'oxyurose chez ce groupe de famille d'enfants est de 23.1%.

➤ **Variation de la fréquence spécifique des parasites :**

✓ **Répartition des espèces parasitaires isolées par EPS :**

La figure suivante illustre les différentes espèces parasitaires isolées par l'EPS.

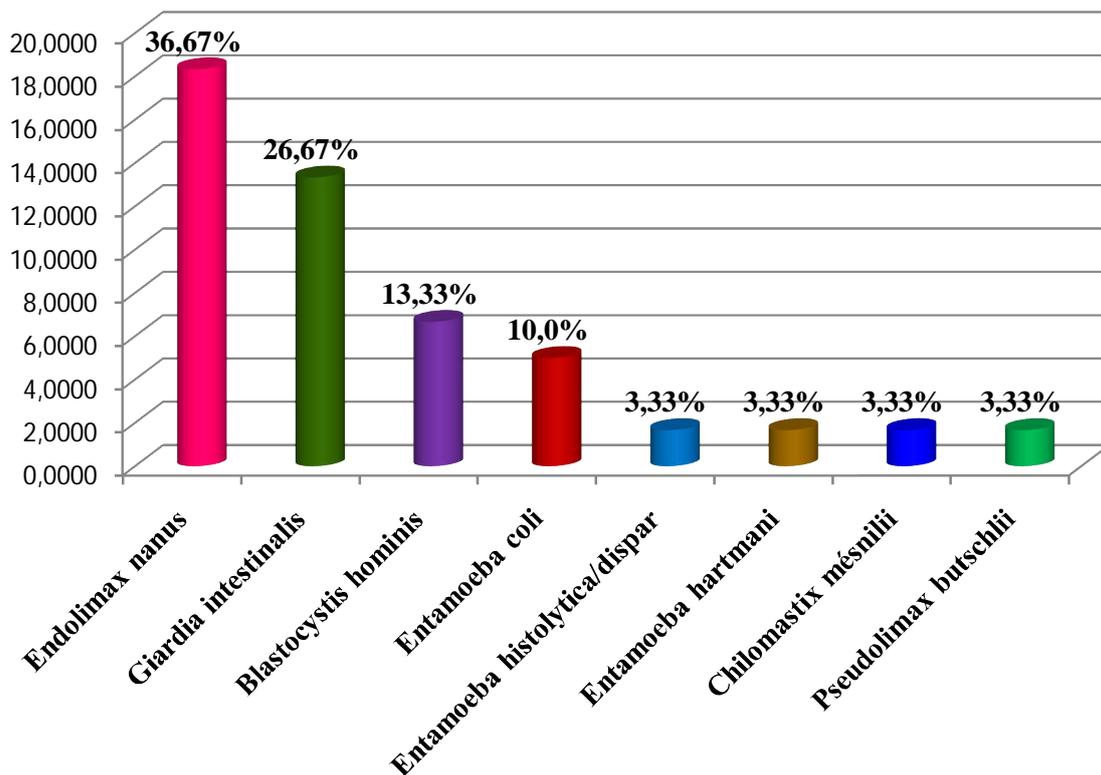


Figure 83: Répartition des parasites isolés par EPS chez les enfants infestés

L'EPS nous a conduis à isoler 8 espèces parasitaires dont l'espèce d'*Endolimax nanus* était la plus fréquente suivie par *Giardia intestinalis*.

✓ **Espèces isolées selon l'examen direct :**

La figure 82 montre la répartition en termes de pourcentage de différentes espèces parasitaires isolées par l'examen direct des selles.

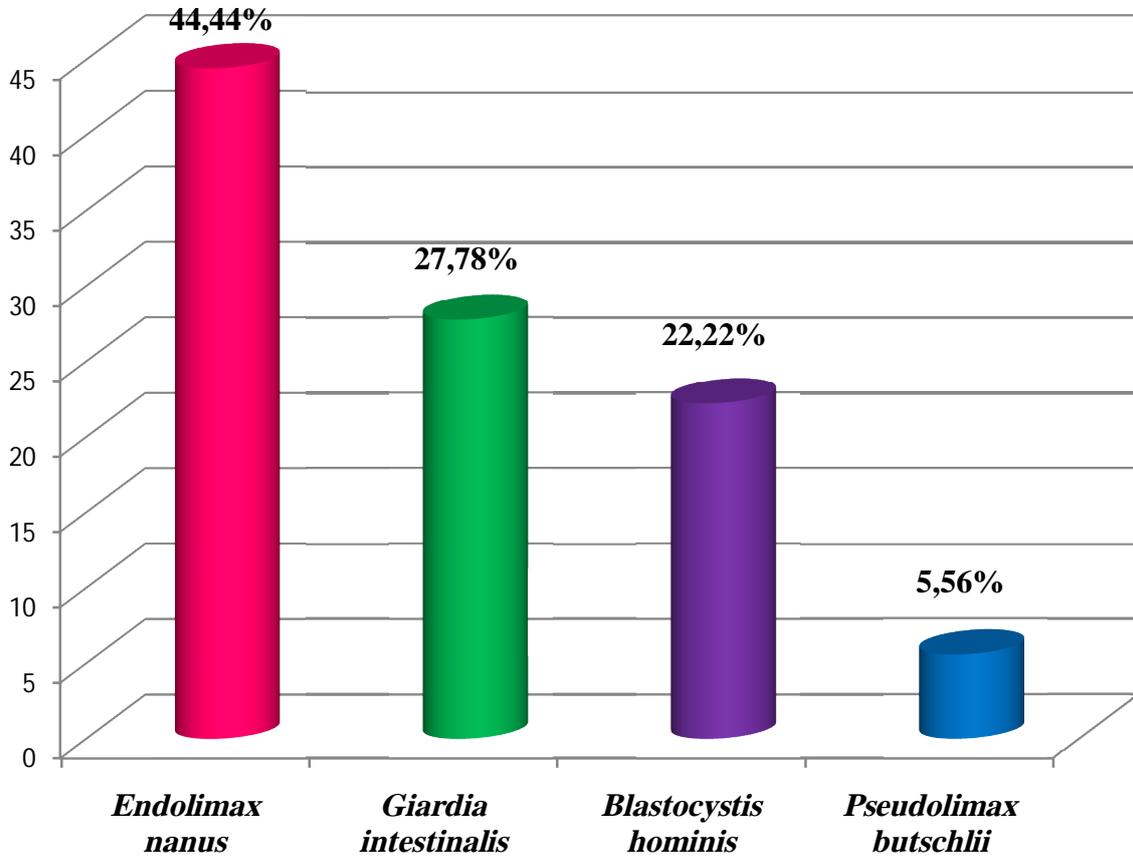


Figure 84: Répartition des espèces parasitaires isolées par examen direct

On remarque que 44,44% des cas positifs étaient parasités par *Endolimax nanus*.

✓ **Espèces isolées selon la technique de Ritchie :**

La figure ci-dessous montre les différentes espèces parasitaires isolées par la technique de Ritchie.

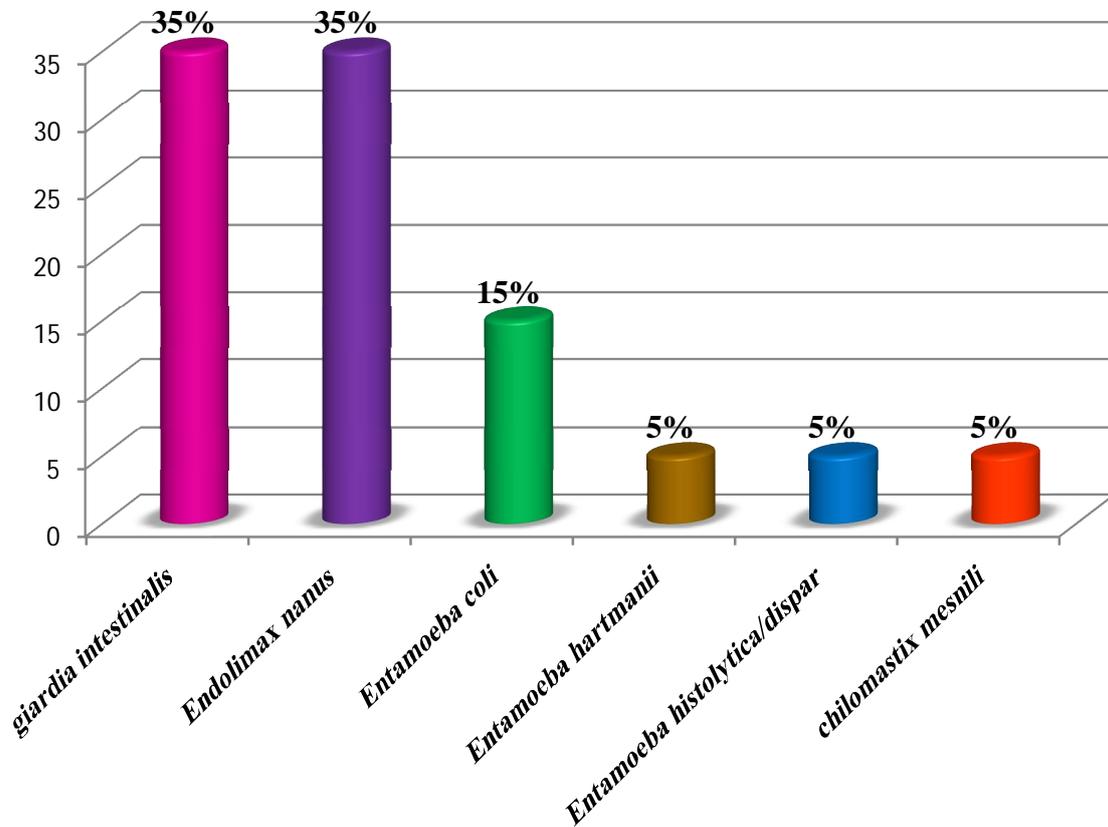


Figure 85: Repartition des espèces parasitaires isolées par la technique de Ritchie

On constate que l'espèce *Giardia intestinalis* était majoritairement isolée par la technique de Ritchie.

✓ Répartition des parasites isolés par l'EPS selon la pathogénie :

Les résultats de l'EPS selon la pathogénicité des parasites sont mentionnés dans la figure suivante :

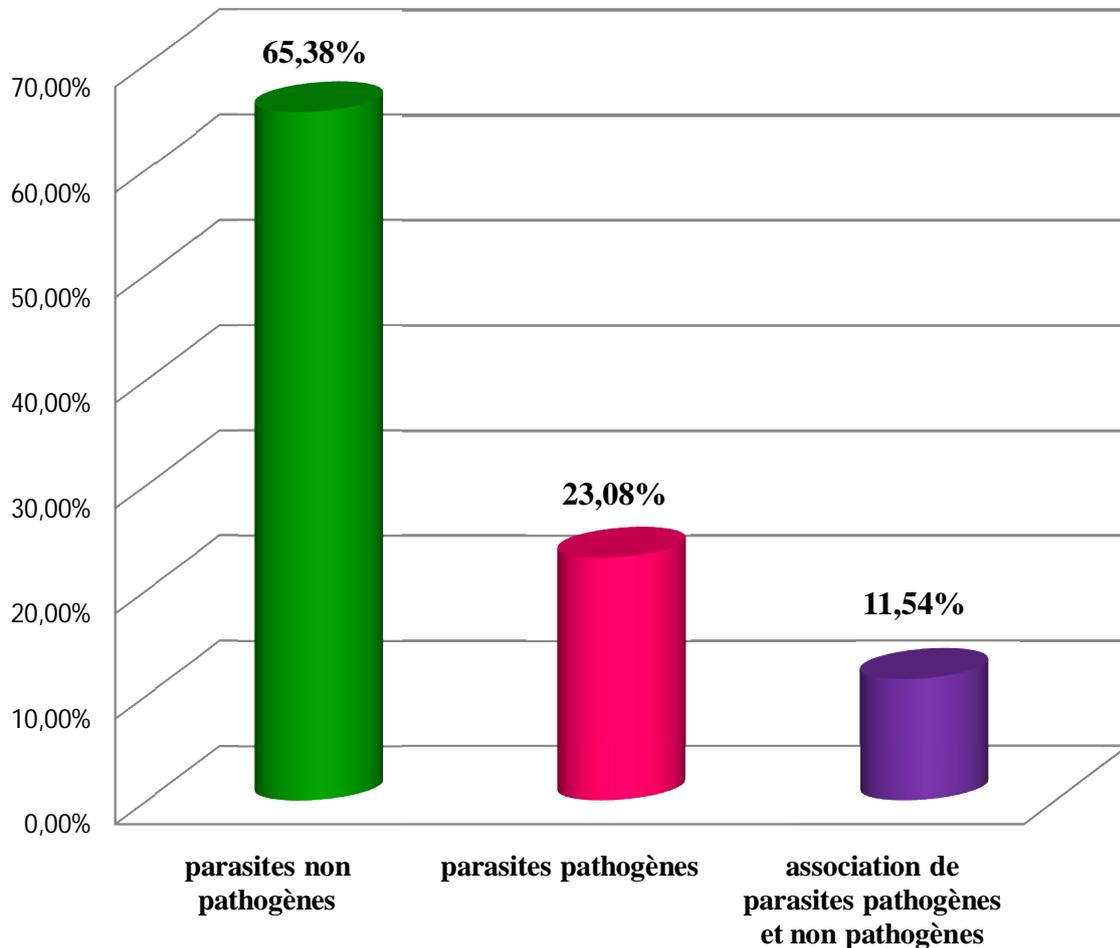


Figure 86: Répartition des parasites isolés par l'EPS selon la pathogénie

On note que 65.38% des parasites isolés sont non pathogènes.

3.2 Partie analytique :

3.2.1 Résultats de l'EPS :

3.2.1.1 Confrontation de l'examen direct à la technique de Ritchie :

Le graphe suivant montre la comparaison des résultats de l'examen direct et de la technique de Ritchie.

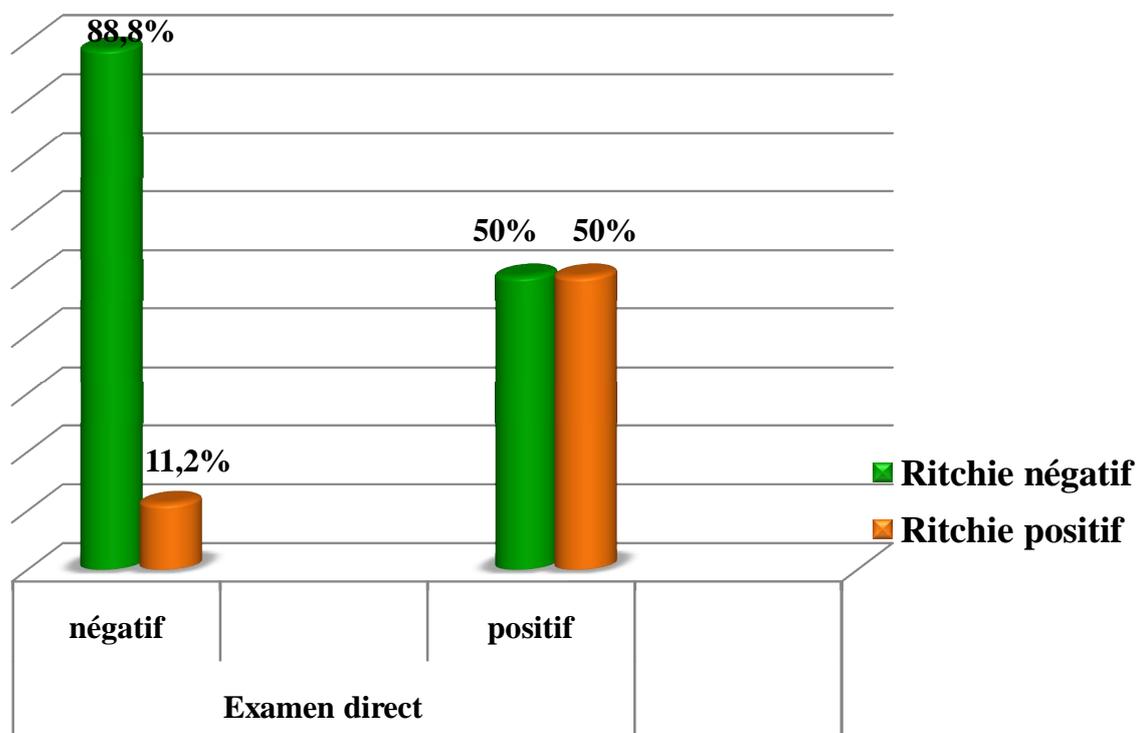


Figure 87: Confrontation de l'examen direct à la technique de Ritchie

On note que la technique de Ritchie a corrigé la négativité de l'examen direct dans 11,2% des cas.

3.2.1.2 Résultats de l'EPS en fonction du sexe :

Le graphe suivant montre la répartition des résultats de l'EPS selon le sexe.

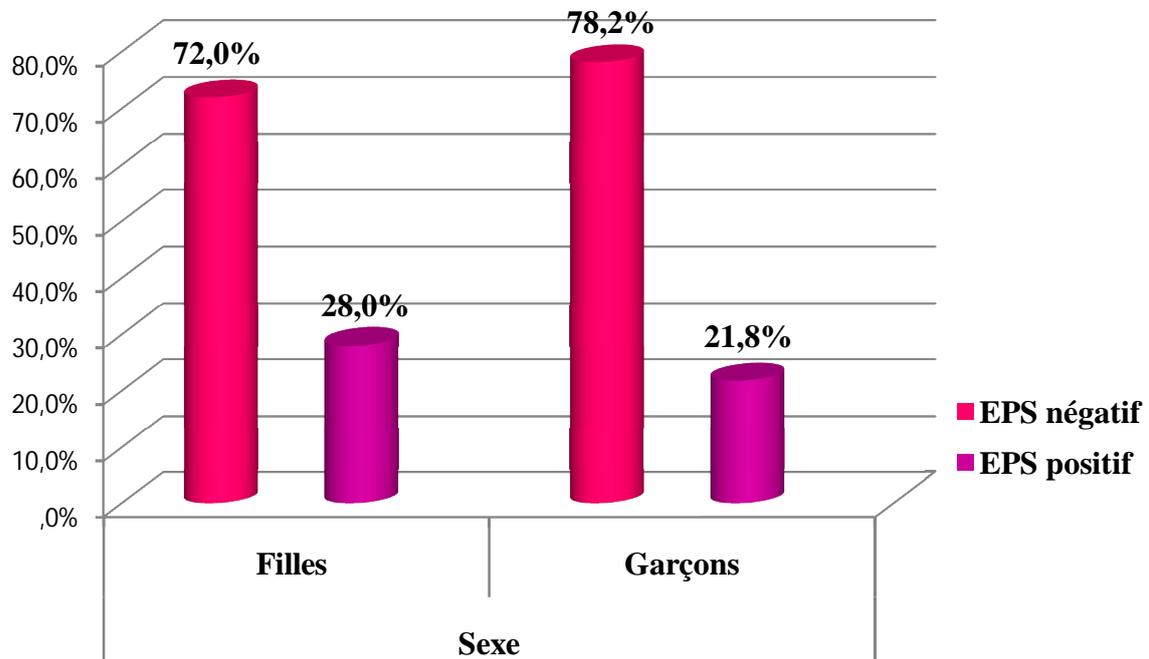


Figure 88: Fréquence des parasitoses intestinales à l'examen parasitologique des selles selon le sexe

On constate que la positivité de l'EPS était presque égale entre les deux sexes.

➤ **Tests de liaison entre les résultats de l'EPS et le sexe :**

$(P=0,464) > 0,05$.

✓ **Interprétation :**

D'après le test de Khi-deux, on conclue qu'il n'y a pas de relation entre le sexe et les parasitoses intestinales.

3.2.1.3 Diagnostic de la giardiose en fonction de la présence ou non d'un retard-statur-pondéral (RSP):

L'histogramme ci-dessous représente la répartition des enfants selon la présence ou non de la giardiose associée ou non à un retard statur-pondéral.

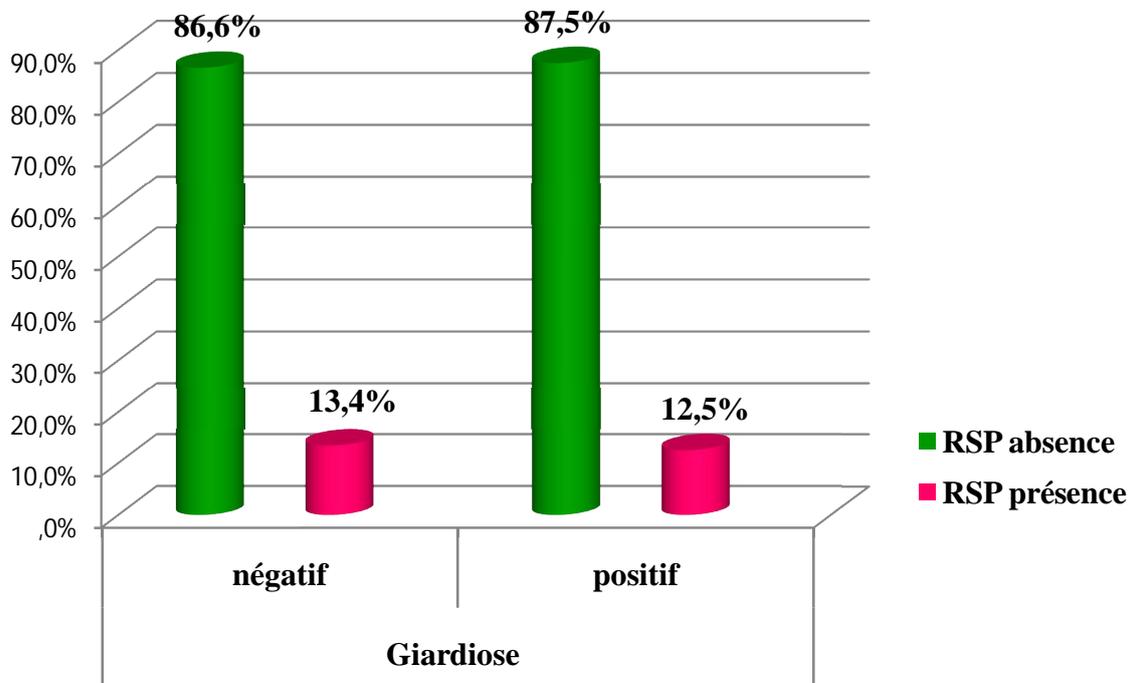


Figure 89: Diagnostic de la giardiose en fonction de la présence ou non d'un retard-statur-pondérale (RSP)

Chez les enfants atteints de giardiose 12, 5% présentaient un retard saturo- pondéral contre 13, 4% chez les enfants non atteints.

➤ **Test de liaison entre la giardiose et le retard statur-pondéral (RSP) :**

($p= 0,942$) > 0,05.

✓ **Interprétation :**

D'après le test de Khi-deux de Pearson, on conclut qu'il n'y a pas une relation entre la giardiose et le retard statur-pondéral.

3.2.2 Résultats de scotch-test (ST) :

3.2.2.1 Fréquence de l'oxyurose en fonction du sexe :

La figure suivante montre la répartition des résultats du scotch-test selon le sexe.

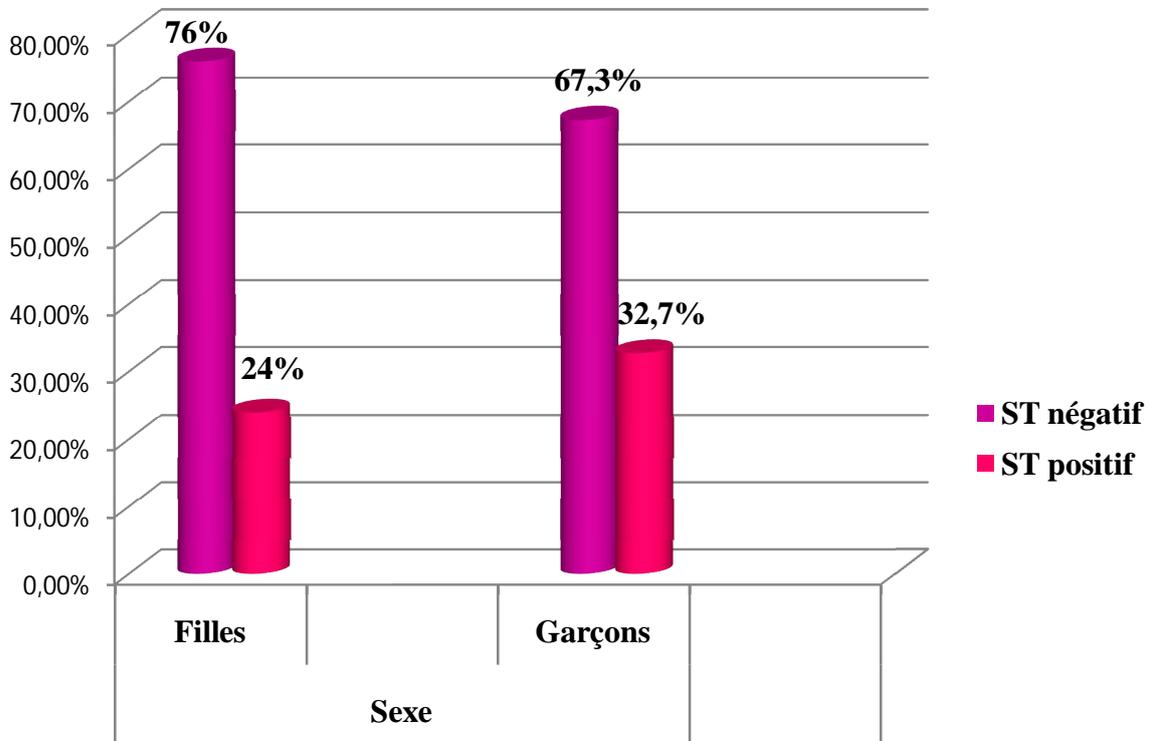


Figure 90: Fréquence d'oxyurose en fonction du sexe

On note que l'oxyurose existe bien chez les garçons que chez les filles.

➤ **Test de liaison entre le sexe et l'oxyurose :**

$(p=0,323) > 0,05$.

✓ **Interprétation :**

D'après le test de Khi-deux de Pearson, on conclut qu'il n'y a pas de relation entre le sexe et l'oxyurose.

3.2.2.2 Diagnostic de l'oxyurose en fonction la présence ou non du prurit anal :

Les résultats de scotch-test corrélié à la présence ou non du prurit anal sont représentés dans la figure ci-dessous.

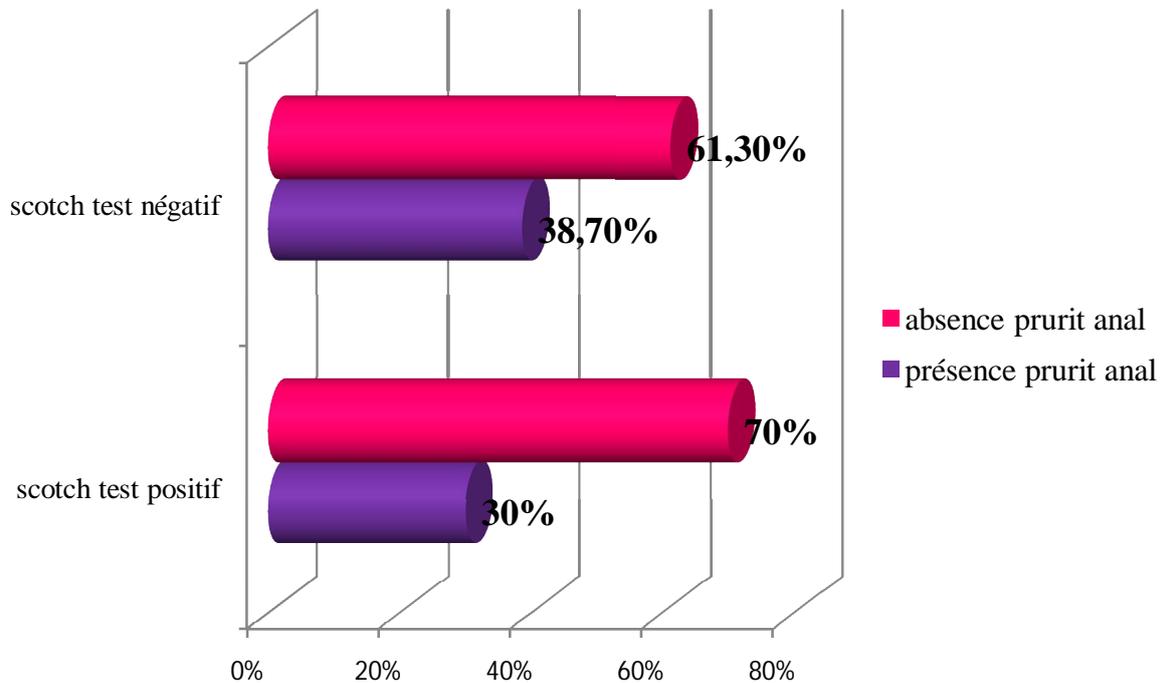


Figure 91 : Répartition des résultats de scotch-test en fonction de la présence ou non du prurit anal chez l'enfant

Le prurit anal, signe clinique majeur de l'oxyurose n'était présent que chez 30% des enfants atteints.

➤ **Test de liaison entre l'oxyurose et la présence de prurit anal :**

($p=0,404$) > 0,05.

✓ **Interprétation :**

D'après le test de Khi-deux de Pearson, on conclut qu'il n'y a pas de différence significative pour la présence du prurit anal entre les enfants atteints d'une oxyurose et ceux non atteints.

3.2.2.3 Diagnostic de l'oxyurose en fonction de la présence ou non d'agitation :

La répartition des enfants atteints ou non de l'oxyurose et présentant ou non une agitation sont représentés au niveau du graphe suivant :

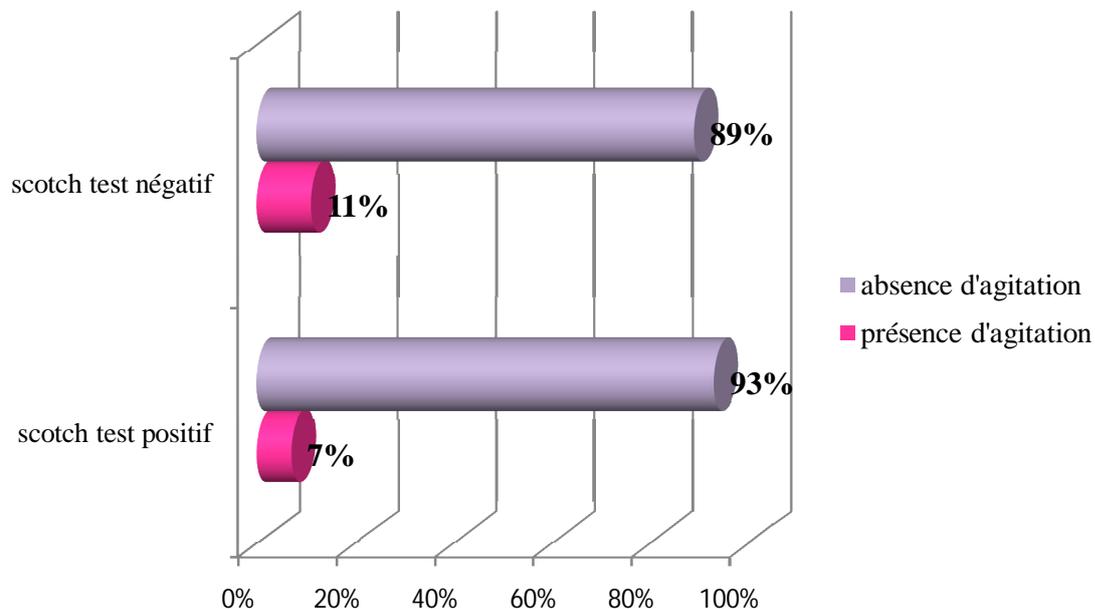


Figure 93 : Répartition des résultats du scotch-test en fonction de la présence ou non d'agitation

L'infestation par les oxyures peut occasionner chez l'enfant une agitation nocturne, cette dernière était présente chez 7% des enfants atteints.

➤ **Test de liaison entre l'oxyurose et la présence d'agitation :**

($p = 0,528$) > 0,05.

✓ **Interprétation :**

Le test du Khi-deux montre qu'il n'y a pas de différence significative concernant la présence d'agitation entre les enfants atteints d'oxyurose et ceux non atteints.

3.2.3 Répartition des écoliers selon les résultats du diagnostic parasitologique et le sexe :

Notre série d'enfants était répartie selon le résultat du diagnostic parasitologique ainsi que le sexe et cela est mentionné dans le tableau suivant :

Tableau XX. Répartition des écoliers selon les résultats du diagnostic parasitologique et le sexe

			Sexe		Total
			Filles	Garçons	
parasitose	Positif	Effectifs	29	30	59
		% dans le sexe	58%	55%	
	Négatif	Effectifs	21	25	46
		% dans le sexe	42%	45%	
Total		Effectifs	50	55	105
		% dans le sexe	100%	100%	

On remarque que le taux d'infestation était presque égal entre les deux sexes.

($P=0.722$) > 0,05.

✓ **Interprétation :**

Le test du Khi-deux montre qu'il ya pas une variation significative pour le parasitisme entre les deux sexes.

3.2.4 La liaison entre les résultats du diagnostic parasitologique et les signes cliniques présentés par les enfants examinés:

➤ **Selon la présence ou non de douleurs abdominales :**

Le graphe suivant montre la répartition des écoliers selon les résultats du diagnostic parasitologique et la présence ou non des douleurs abdominales.

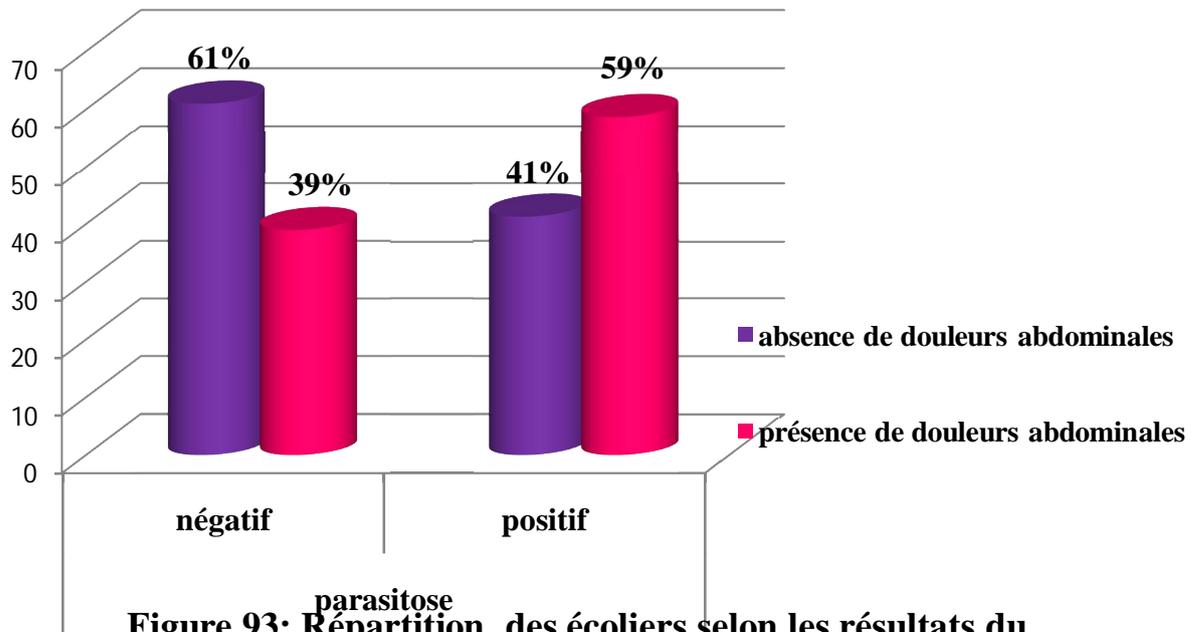


Figure 93: Répartition des écoliers selon les résultats du diagnostic parasitologique et la présence ou non des douleurs abdominales

On remarque que 59% des enfants parasités ont présentés des douleurs abdominales contre 39% des non parasités.

✓ **Test de liaison entre les parasitoses intestinales et la présence de douleurs abdominales :**

($p=0,045$) > 0,05.

▪ **Interprétation :**

D'après le test de Khi-deux, on conclut qu'il n'y a pas de variation significative concernant la présence de douleurs abdominales entre les enfants parasités et ceux non parasités.

✓ **Test de liaison entre les parasitoses intestinales et la présence de diarrhées :**

($p= 0,217$) > 0,05.

▪ **Interprétation :**

D'après le test de Khi-deux, on conclut qu'il n'y a pas de variation significative concernant la présence des diarrhées entre les enfants parasités et ceux non parasités

✓ **Test de liaison entre les parasitoses intestinales et la présence des vomissements :**

($p= 0,448$) > 0.05.

▪ **Interprétation :**

D'après le test de Khi-deux, on conclut qu'il n'y a pas de variation significative concernant la présence de vomissements entre les enfants parasités et ceux non parasité.

✓ **Test de liaison entre les parasitoses intestinales et la présence de constipation :**

($p= 0,164$) > 0,05.

▪ **Interprétation :**

D'après le test de Khi-deux, on conclut qu'il n'y a pas de variation significative concernant la présence de constipation entre les enfants parasités et ceux non parasité.

✓ **Test de liaison entre les parasitoses intestinales et la présence d'anorexie :**

($p= 0,330$) > 0,05.

▪ **Interprétation :**

D'après le test de Khi-deux, on conclut qu'il n'y a pas de variation significative entre les enfants parasités et ceux non parasités concernant la présence d'anorexie.

✓ **Test de liaison entre les parasitoses intestinales et la présence de fièvre :**

($p= 0,609$) > 0,05.

▪ **Interprétation :**

D'après le test de Khi-deux, on conclut qu'il n'y a pas de variation significative concernant la présence de la fièvre entre les enfants parasités et ceux non parasités.

DISCUSSION

4. Discussion :

Les parasitoses intestinales touchent la population générale y compris les enfants du fait de leur méconnaissance des règles d'hygiène et leur exposition au milieu extérieur (terre, animaux) ils constituent un groupe à risque et du fait de son caractère fréquent chez cette tranche d'âge, elles occupent les premiers rangs de morbidité chez l'enfant. Notre étude avait comme but de déterminer cette fréquence chez une population d'enfants scolarisés, or en absence des données sur ce phénomène parasitaire au niveau de la région, notre étude peut être considérée comme la première étude sur terrain qui s'intéresse aux parasitoses intestinales au niveau de la wilaya de Tlemcen et la deuxième après celle faite à Constantine.

Nos résultats montrent que près de la moitié des enfants inclus dans cette étude sont infestés par les parasites intestinaux dont l'examen parasitologique des selles lui seul a permis de déterminer une fréquence de 24,76% et le scotch-test anal a permis de noter une fréquence d'oxyurose de 28,6% . Le bilan global de ces deux diagnostics nous a permis de donner une fréquence de 43,80%.

A cause de l'existence de phases muettes de l'élimination du parasite, l'examen parasitologique des selles peut être faussement négatif d'où la nécessité de le répéter trois fois en respectant un intervalle de 3 à 4 jours, s'il est toujours négatif, ce qu'on n'a pas pu réaliser au cours de notre étude.

Cette impossibilité de réalisation est liée à des problèmes de faisabilité et de temps, nous sommes limités aux résultats obtenus avec un seul examen parasitologique des selles, ce qui pourrait sous-estimer la réalité du parasitisme intestinale chez cette population infantile. Dans notre étude aucun helminthe n'a été isolé par l'examen des selles, cela peut être dû à la non réalisation d'une technique de concentration spécifique à la recherche des œufs d'helminthes et qui est la technique de Kato. Cette dernière n'a pas pu être réalisée à cause de la non disponibilité des réactifs nécessaires, ce qui pourrait sous-estimer la fréquence de certains parasites.

Dans notre étude, la fréquence globale de positivité (43,80%) est estimée supérieure à celles retrouvées dans d'autres études où on objective un taux de positivité de 31.3% et 30.6% respectivement dans deux études différentes faite au Sénégal chez une population de 400 enfants de moins de 5 ans durant le mois d'Avril 1997 , et chez 4581 enfants de 4 à 15 ans en 1998. Notre fréquence dépasse aussi celle retrouvée en Mauritanie et qui était effectuée chez 1308 écoliers d'un âge inférieur ou supérieur à 10 ans (33.4%). Cette différence du taux

peut être expliquée par le fait que dans ces études, le diagnostic parasitologique était effectué seulement sur des prélèvements de selles [118], [113], [112].

On tenant compte de la fréquence du parasitisme retrouvé par l'examen parasitologique des selles et qui est de 24,76%, on note qu'elle est inférieure aux celles retrouvées par les études citées précédemment ainsi que celle retrouvée à Constantine par Bouhouche et ses collaborateurs et qui était de 42,10% pour l'ensemble des enfants prélevés et de 30% pour ceux âgés de moins de 6 ans. Ces derniers se sont adressés à une population d'écoliers âgés de 5 à 13 ans où 190 prélèvements de selles étaient effectués [123].

Dans notre étude, on constate que les garçons et les filles sont infestés à proportions presque similaires et qui sont de 23,81% et 20% respectivement, cette égalité est confirmée par le test de Khi-deux de Pearson où la variation n'est pas significative entre les deux sexes ($p > 0.05$).

La technique de Ritchie a permis d'augmenter le taux de positivité de l'examen direct qui est passé de 15,24% à 17,24% ce qui souligne l'intérêt de la coupler obligatoirement à l'examen direct à l'état frais et cela est déjà confirmé par les analystes en parasitologie. L'analyse des résultats montre que les protozoaires et les helminthes représentent chacun une proportion de 50% des parasites isolés.

Les helminthes identifiés dans notre étude sont représentés par la classe de nématodes avec comme seule espèce isolée *Enterobius vermicularis* (oxyure) représentant à lui seule 50% de l'ensemble des parasites identifiés dans cette étude avec un taux de positivité de 28,6% parmi les 105 scotch-tests anaux effectués.

L'examen parasitologique des selles n'a permis d'isoler que des protozoaires, dont la classe des amibes occupe la première ligne avec une fréquence de 56,66%. Les espèces identifiées appartenant à cette classe sont par ordre de fréquence décroissante : *Endolimax nanus* (36,67%), *Entamoeba coli* (10%) puis viennent *Entamoeba histolytica/dispar*, *Entamoeba hartmanni*, *Pseudolimax butschlii* avec des fréquences égales (3,33%).

Ces résultats montrent que l'espèce *Endolimax nanus* est l'amibe la plus fréquemment isolée suivi de l'espèce *Entamoeba coli*, ce qui concorde avec ceux retrouvés à Constantine mais diffère de ceux retrouvés par Hamaidi dans son étude effectuée en milieu hospitalier chez une population de 357 patients à Blida où l'espèce *Entamoeba coli* était l'amibe la plus fréquente avec un taux de 25,88% suivi d'*Endolimax nanus* avec un taux de 21,18%. Dans une étude faite par Mouna Elqaj au Kenitra, Maroc chez 163 écoliers, aucun cas de parasitisme par l'espèce *Endolimax nanus* n'a été signalé alors qu'elle était l'espèce

majoritairement retrouvée dans notre série d'enfants [123], [119], [117].

Le groupe des flagellés occupe la deuxième ligne après les amibes avec une fréquence de 30% et sont représentés par deux espèces, la première et la plus fréquemment identifiées parmi les flagellés est représentée par *Giardia intestinalis* avec un taux de 26.67 %, ce chiffre est supérieur à celui retrouvé dans deux études faite au Maroc avec des taux de 19 % et de 11.7%, au Sud-Togo où le taux était estimé à 21% chez 240 enfants âgés de 6 mois à 3 ans. notre taux (Fréquence de *Giardia intestinalis*) était aussi supérieur à celui retrouvé en Mauritanie (7%), au bassin du fleuve Sénégal (5.5%) et à Constantine (11,25%) par contre il est très inférieurs à celui déterminé dans l'étude faite au Sénégal et qui était de 45.3% [117], [121], [114], [112], [113], [123], [118].

Le deuxième flagellé isolé dans notre étude est le *Chilomastix mesnili*, parasite non pathogène, avec une fréquence de 3.33%, qui est légèrement supérieure à celle rencontrée à Constantine (1,25%), dans la région de Tiflet au Maroc (1.1%) et à Boufarik (1.18%) [123], [114], [119].

Blastocystis hominis est le troisième protozoaire isolé après les amibes et les flagellés avec une fréquence de 13.33%, cette fréquence est inférieure à celle observée à Constantine (86,25 %) et au Maroc (22.3%) alors qu'il n'est plus dépisté ni en Mauritanie ni au Sénégal [114], [117], [112].

Le bilan global de notre diagnostic parasitologique montre que *Blastocystis hominis* est la quatrième espèce parasitaire fréquente dans notre étude avec une fréquence de 6.67% parmi toutes les espèces isolées.

Cette enquête a permis d'identifier deux espèces connues universellement comme pathogènes et qui sont *Giardia intestinalis* et *Enterobius vermicularis*, cependant la pathogénie de *Blastocystis hominis* reste encore discutée.

L'espèce *Entamoeba histolytica* n'a jamais été observée sous sa forme hématophage mais sa forme kystique n'a été isolée que chez un seul cas. Il pourrait également s'agir d'*Entamoeba dispar*, amibe non pathogène. En effet, les caractères morphologiques observés à l'examen microscopique des selles ne permettent pas de différencier entre la forme kystique d'*Entamoeba histolytica* et celle d'*Entamoeba dispar* où l'identification de l'espèce ne peut se faire que par des techniques plus spéciales telles que l'ELISA copro-antigène, non disponible au niveau de notre laboratoire.

Notre étude montre que 28,6% des écoliers examinés étaient infestés par l'espèce *Enterobius vermicularis* et cette dernière représentent 50% des espèces parasitaires

diagnostiquées, ces deux fréquences sont supérieures à celle retrouvée à Constantine (20%) chez les enfants âgés de moins de 6 ans et qui ont bénéficié d'un scotch-test anal [123].

Cependant, nos résultats sont largement supérieurs à ceux retrouvés au Kenitra, à Tiflet, au Sénégal, en Mauritanie et au Bassin du fleuve au Sénégal qui sont respectivement: 5.52% , 1.8% , 2.3% , 0.68%, 0.1%, cette différence importante peut être due au fait que dans ces études citées au dessus la technique du scotch-test de Graham n'a pas été effectuée et que l'examen parasitologique des selles à lui seul sous-estime la fréquence de cette parasitose [117], [114], [118], [112], [113].

Notre résultat est deux fois supérieures à celui retrouvé par Gassem-Hafirassou chez une population de 149 enfants en milieu préscolaire constantinois et par Sung-Hee Hong en 2009 chez une population de 114 enfants âgés de 5-7 ans en Muan gun, Korea, où leurs résultats de scotch-test ont trouvés une fréquence d'oxyurose de 12,75% et de 17,5% respectivement [121], [120].

Chez les 30 écoliers ayant une oxyurose, un dépistage familial a été mis en route dont 14 familles n'ont pas adhérer à ce dépistage ce qui sous estime nos résultats. Ce dépistage a révélé une fréquence globale d'infestation par les oxyuroses de 23.1% avec une moyenne d'âge de 14 ans.

Cette fréquence varie entre les familles étudiées et qui va de 0% (pour 9 familles où aucun membre n'a été atteint) jusqu'à 100% pour une seule famille où tous les membres sont parasités par les oxyures.

Parmi les 46 enfants infestés, le monoparasitisme était retrouvé 35 fois et le polyparasitisme 11 fois.

Pour les 11 cas du polyparasitisme signalés, on remarque que toutes les associations retrouvées sont de type : parasites pathogènes + parasites non pathogènes. Parmi ces 11 enfants infestés, deux parmi eux hébergeaient simultanément deux espèces pathogènes et qui sont : *Giardia intestinalis* et *Enterobius vermicularis* sur lesquels s'ajoute au moins un parasite non pathogène. Ces cas d'association peuvent être le reflet des conditions de vie et de l'environnement de ces enfants mais aussi un témoin d'une hygiène défectueuse.

Parmi les enfants infestés, plus de la moitié (58.7%) ayant présentés des douleurs abdominales, alors que les diarrhées étaient moins fréquentes chez ces enfants avec un taux de 8,7% et le test de Khi-deux confirme qu'il n'y a pas de liaison entre les signes cliniques et le parasitisme ($p > 0.05$).

Ce résultat signifie que les signes digestifs ne sont pas toujours présents chez les sujets infestés et sont considérés donc comme porteurs asymptomatiques représentant ainsi une source de contamination et de propagation de l'infection dans la population ce qui justifie la mise en place d'un traitement et la nécessité d'un dépistage dans les collectivités.

Parmi les enfants atteints de giardiose, seulement 12.5% qui présentaient un retard staturo-pondérale contre 13.4% des enfants non atteints, ce qui signifie qu'il n'y a pas de différence entre les deux groupes dans notre étude ce qui était confirmé par le calcul du Khi deux ($p>0.05$).

CONCLUSION

CONCLUSION

Les parasitoses intestinales constituent un vrai problème de santé publique lié majoritairement au péril fécal. Ces parasitoses restent fréquentes chez les enfants et elles sont le témoin d'une hygiène défectueuse.

Notre étude était effectuée au niveau des écoles de la région d'Ouzidane dont le but était d'établir la fréquence des parasitoses intestinales chez des enfants âgés de 5 à 6 ans. Cette fréquence a été déterminée par l'accouplement de l'examen parasitologique des selles et du scotch test anal.

Notre travail nous a permis de donner une fréquence globale de 43.80% chez cette population. Ce résultat peut être le reflet d'une mauvaise hygiène, d'une éducation sanitaire insuffisante et d'un niveau socio-économique faible exposant au risque de l'infection par ces parasites. Ce dernier est devenu très faible dans les pays à haut niveau d'hygiène.

L'âge joue un rôle important aussi dans la dissémination de ces parasitoses vue l'incapacité des petits à assurer une hygiène efficace ainsi que la promiscuité et le contact avec la terre souillée favorisent la contamination.

Des actions pour lutter contre ce problème s'imposent, et dans ce cadre, on préconise :

- Le dépistage systématique des cas en milieu scolaire et dans les collectivités (les crèches par exemple) ;
- Le traitement des porteurs asymptomatiques ;
- Le suivi des mesures prophylactiques afin d'éviter la réinfestation et la transmission dans la population.

Ces mesures préventives sont d'ordre individuel et collectif mais la lutte contre le péril fécal reste la clé de la prévention et apparaît comme un passage obligé pour réduire la fréquence des parasitoses intestinales.

Cette lutte passe par

- ✓ La sensibilisation des populations en ce qui concerne :
 - L'hygiène fécale.
 - La désinfection des crudités avant de les consommer;
 - L'assainissement général dans les quartiers et les lieux publics des communes.

CONCLUSION

- ✓ La sensibilisation des autorités sanitaire concernant :
 - Le dépistage et le traitement de tous les sujets parasités;
 - L'éducation sanitaire au niveau des populations par les médias ;
 - La formation et le perfectionnement des personnels de santé;
 - Les stratégies d'assainissement et l'infrastructure dans les communes et les villes.

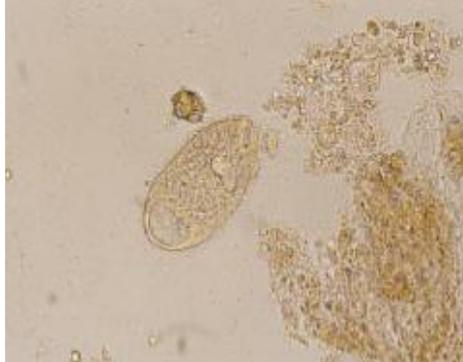
Si d'autres études sur terrain se font sur un grand échantillon et sur une période plus longue et vise plusieurs régions ; les résultats vont être concluante et donne une réelle appréciation sur le problème des parasitoses intestinales.

ANNEXES

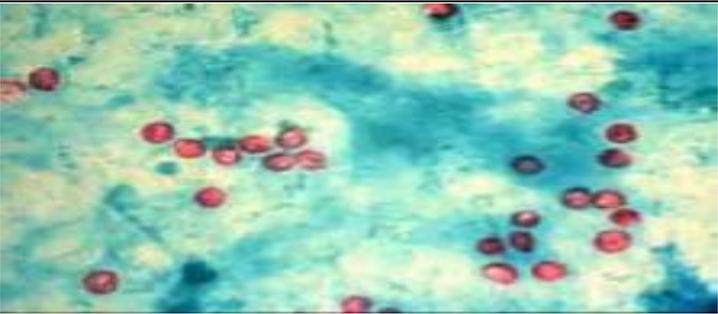
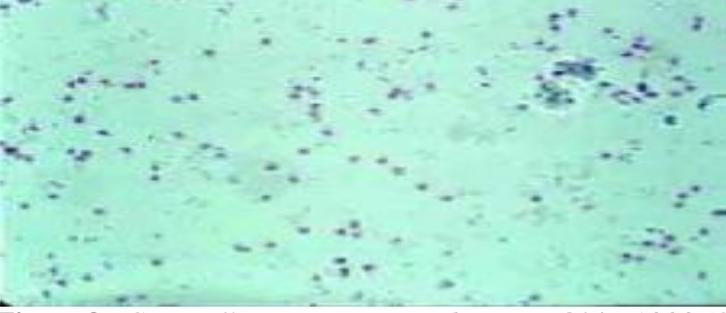
ANNEXES

Annexe 1 :

Tableau XXI. Formes végétatives et kystiques des agents pathogènes des protozoaires

Parasite	Forme végétative	Forme kystique
<p><i>Entamoeba histolytica</i> <i>histolytica</i> [55]</p>	 <p>Figure 1: Forme végétative d'<i>Entamoeba histolytica</i>. Obj ×100</p>	 <p>Figure 2: Kyste d'<i>Entamoeba histolytica</i>. Obj ×100</p>
<p><i>Giardia intestinalis</i> [55]</p>	 <p>Figure 3: Forme végétative de <i>Giardia intestinalis</i>. Obj× 100</p>	 <p>Figure 4: Kyste de <i>Giardia Intestinalis</i>. Obj ×100</p>
<p><i>Balantidium coli</i> [39]</p>	 <p>Figure 5 : Forme végétative de <i>Balantidium coli</i>. Obj× 200</p>	 <p>Figure 6 : Kyste de <i>Balantidium coli</i>. Obj ×400</p>

ANNEXES

<i>oocyste</i>	
<i>Cryptosporidium parvum</i>	 <p>Figure7 : Oocyste de <i>Cryptosporidium parvum</i>. Obj× 400 [28]</p>
<i>Isospora belli</i>	 <p>Figure8 : Oocyste d'<i>Isospora belli</i>. Obj× 400 [28]</p>
<i>Enterocytozoon bineusi</i>	 <p>Figure9 : Spore d'<i>Enterocytozoon bineusi</i>. Obj× 1000 [28]</p>
<i>Cyclospora cayetanensis</i>	 <p>Figure 10: oocyste de <i>cyclospora cayetanensis</i>. Obj× 1000 [27]</p>

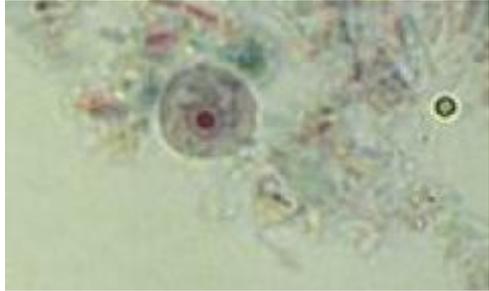
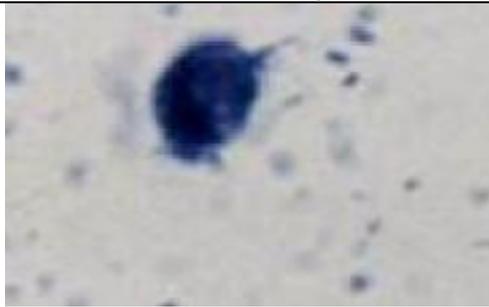
ANNEXES

Annexe 2 :

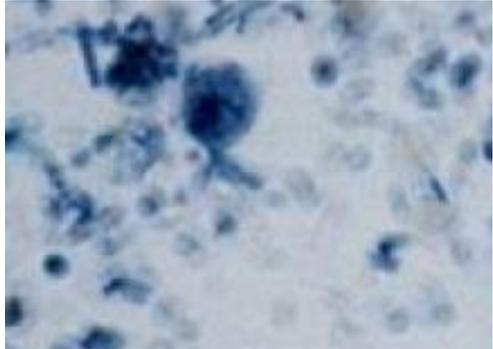
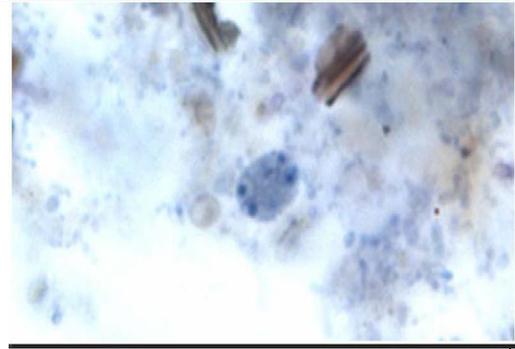
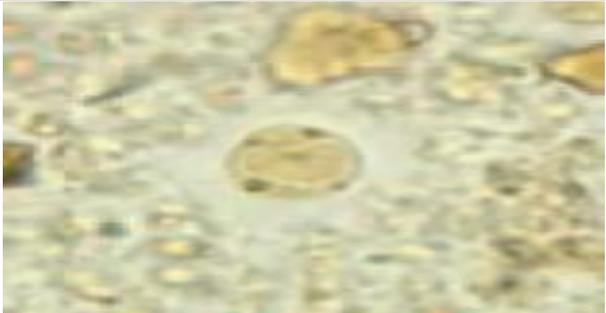
Tableau XXII. Formes végétatives et kystiques des agents non pathogènes des protozoaires

parasites	Formes végétatives	Formes kystiques
<i>Entamoeba dispar</i> [55]	 <p>Figure 11: Forme végétative d'<i>Entamoeba dispar</i>. Obj×100</p>	 <p>Figure12 : kyste d'<i>Entamoeba dispar</i>. Obj×100</p>
<i>Entamoeba hartmanni</i> [55]	 <p>Figure13 : Forme végétative d'<i>Entamoeba hartmanni</i>. Obj ×100</p>	 <p>Figure14: Kyste d'<i>Entamoeba hartmanni</i>. Obj ×100</p>
<i>Entamoeba polecki</i> [55]	 <p>Figure 15: Forme végétative d'<i>Entamoeba polecki</i>. Obj×100</p>	 <p>Figure 16: Kyste d'<i>Entamoeba polecki</i>. Obj ×100</p>
<i>Entamoeba coli</i> [55]	 <p>Figure17 : Forme végétative d'<i>Entamoeba coli</i>. Obj× 100</p>	 <p>Figure18 : Kyste d'<i>Entamoeba coli</i>. Obj ×100</p>

ANNEXES

<p><i>Endolimax nanus</i> [55]</p>	 <p>Figure 19: Forme végétative d'<i>Endolimax nanus</i>. Obj× 100</p>	 <p>Figure20 : Kyste d'<i>Endolimax nanus</i>. Obj×100</p>
<p><i>Pseudolimax butschlii</i> [55]</p>	 <p>Figure 21: Forme végétative de <i>Pseudolimax butschlii</i>. Obj×100</p>	 <p>Figure 22: Kyste de <i>Pseudolimax butschlii</i>. obj×100</p>
<p><i>Chilomastix mesnili</i> [55]</p>	 <p>Figure 23: Forme végétative de <i>Chilomastix mesnili</i>. Obj×100</p>	 <p>Figure 24: Kyste de <i>Chilomastix mesnili</i>. Obj×100</p>
<p><i>Trichomonas intestinalis</i> [55]</p>	 <p>Figure25 : Forme végétative de <i>Trichomonas intestinalis</i>. Obj ×100</p>	<p>Pas de kyste.</p>

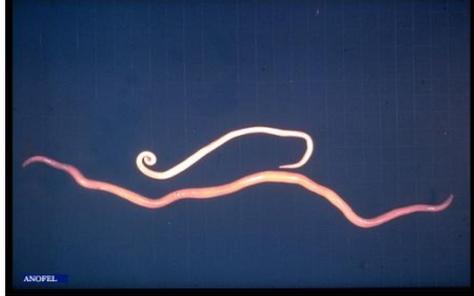
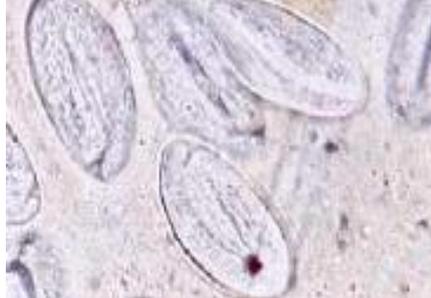
ANNEXES

<p><i>Enteromonas hominis</i></p>	 <p>Figure26 : Forme végétative d'<i>Enteromonas hominis</i>. Obj ×100 [55]</p>	 <p>Figure 27 : Forme kystique d'<i>Enteromonas hominis</i>. Obj ×40 [24]</p>
<p><i>Embdomonas intestinalis</i></p>	 <p>Figure 28: Forme végétative d'<i>Embdomonas intestinalis</i>. Obj ×100 [55]</p>	 <p>Figure 29: kyste d'<i>Embdomonas intestinalis</i>. [124]</p>
<p><i>Dientamoeba fragilis</i></p>	 <p>Figure30 : Forme végétative de <i>Dientamoeba fragilis</i>. Obj ×100 [55]</p>	<p>Pas de kyste.</p>
<p><i>Blastocystis hominis</i> [113]</p>	 <p>Figure 31: Forme vacuolaire de <i>blastocystis hominis</i>.</p>	

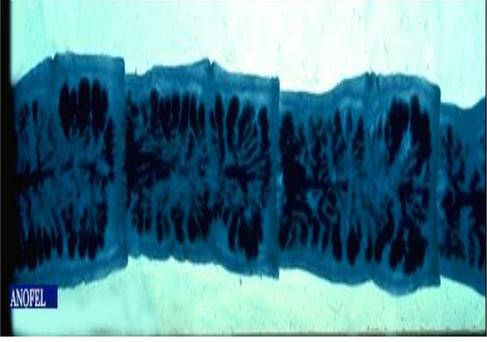
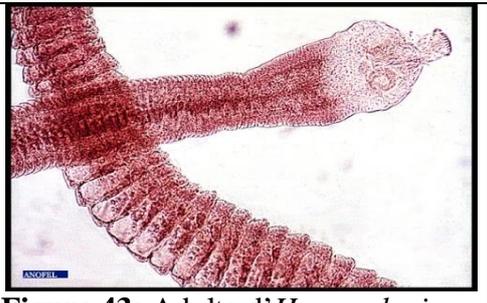
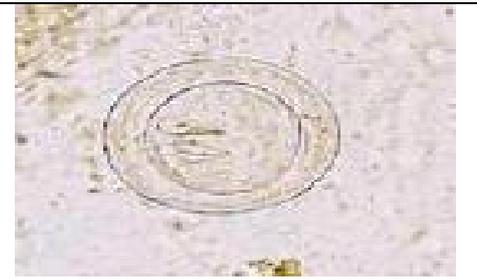
ANNEXES

Annexe3 :

Tableau XXIII : Forme adultes et œufs d’helminthes

Parasite	Adulte	Œufs
<i>Ascaris lumbricoides</i>	 <p>Figure32 : Adulte d’<i>Ascaris lumbricoides</i> (male et femelle). [124]</p>	 <p>Figure 33: Œufs d’<i>Ascaris lumbricoides</i>. Obj ×40 [114]</p>
<i>Enterobius vermicularis</i>	 <p>Figure34 : Adulte d’ d’<i>Enterobius vermicularis</i>. [48]</p>	 <p>Figure 35: Œufs d’<i>Enterobius vermicularis</i>. Obj ×40 [114]</p>
<i>Trichuris trichura</i>	 <p>Figure36: Adulte de <i>Trichuris trichura</i>. [48]</p>	 <p>Figure 37: Œuf de <i>Trichuris trichura</i>. Obj ×40 [114]</p>
Cestodes		
<i>Taenia saginata</i>	 <p>Figure 38: Adulte de <i>Taenia saginata</i>. [124]</p>	 <p>Figure 39: Œuf de <i>Taenia</i>. Sp. [124]</p>

ANNEXES

<p><i>Tænia solium</i></p>	 <p>Figure 40 : Adulte de <i>Tænia solium</i>. [124]</p>	
<p><i>Diphyllobothrium latum</i></p>	 <p>Figure 41: Adulte de <i>Diphyllobothrium latum</i>. [124]</p>	 <p>Figure 42: Œufs de <i>Diphyllobothrium latum</i>. Obj× 40 [114]</p>
<p><i>Hymenolepis nana</i></p>	 <p>Figure 43: Adulte d'<i>Hymenolepis nana</i>. [124]</p>	 <p>Figure 44 : Œufs d'<i>Hymenolepis nana</i>. Obj ×40 [114]</p>

ANNEXES

Annexe 4 :

Fiche d'enquête

CENTRE HOSPITALO-UNIVERSITAIRE TIDJINI DAMARDJI

TLEMCEN

SERVICE DE MICROBIOLOGIE

UNITE DE PARASITOLOGIE-MYCOLOGIE

FICHE DE RENSEIGNEMENTS DE COPROLOGIE PARASITAIRE

N° d'enregistrement :

Date :

Nom : prénom :

Age : sexe :

Adresse : profession :

Provenance : nature de prélèvement :

Renseignements cliniques

Diarrhée

constipation

Douleurs abdominales

prurit anal

Leucorrhée

fièvre

Vomissement

anorexie

Traitement

autres

Si oui lequel

Examen macroscopique

Couleur : consistance :

Présence de sang :

présence de glaires :

Présence de vers :

Examen microscopique

Examen direct :

Ritchie :

Kato-katz :

culture :

ANNEXES

Annexe 5:

Tableau XXIV. Composition des colorants utilisés

Colorant	Composition
M.I.F	<ul style="list-style-type: none">➤ Teinture de Merthiolate (A conserver en flacon brun)-Merthiolate (mercurothiosalicylate de Na) : 1g-Monoéthanolamine : 1g-Acétone : 100ml-Alcool à 100° : 525ml-Eau : qsp1000-Eosine à l'eau : 2g➤ Solution MF (A conserver en flacon brun)-Teinture de Merthiolate : 200ml-Formol du commerce25ml-Glycérine 5ml-H₂O distillée 250ml
Lugol	<p>Solution de Lugol double :</p> <ul style="list-style-type: none">-Iode en paillettes : 0.1g-Iodure de potassium : 0.2g-Eau distillée : 10ml <p>Dissoudre l'iodure dans très peu d'eau, ajouter l'iode peu à peu et compléter avec le reste de l'eau.</p> <p>A conserver en flacon brun avec date de fabrication (à renouveler toutes les deux à trois semaines)</p>

REFERENCES

BIBLIOGRAPHIES

Bibliographies

- [1]. JL Caumes, B Chevalier, F Klotz. Oxyures et oxyuroses. Encyclopédie médico-chirurgicale. 8-515-A-20 – 4-350-A-10.
- [2]. P Bourée. Parasitoses intestinales infantiles. AKOS Encyclopédie Pratique de Médecine 8-1075.
- [3]. Jean Jackes Rousset. Copro-parasitologie pratique. Intérêt et méthodologie (notions sur les parasites de tube digestif). Ed ESTEM. 1993. P 5-7, 14-19, 23-31.
- [4]. Viviane guillaume .parasitologie : Auto- évaluation manipulation. Ed De Boeck. 2007. P75-128.
- [5]. X Nicolas, B Chevalier, F Simon, F Klotz Traitement des parasitoses intestinales (amibiase et mycoses exclues). Encyclopédie Médico-Chirurgicale 8-518-A-15.
- [6]. Patrice Bourée, Aurélie Lancon, Paula Resende. Diagnostic en parasitologie. Parasitoses intestinales émergentes. Revue francophone des laboratoires - février 2008 - n°399 // 23.
- [7]. Patrice Bourée, Francine Bisaro. Diarrhées parasitaires. Dossier thématique. Diarrhées tropicales.
- [8]. Lutte contre les parasitoses digestives. Rapport d'un comité OMS d'experts. Série de rapports techniques 749 Genève 1987.
- [9]. Géohelminthiases. Rapport d'activité sur le nombre d'enfants traités par les anthelminthiques: mise à jour en vue de la cible mondiale fixée pour 2010. Weekly epidemiological record. Relevé épidémiologique hebdomadaire 4 July 2008, 83rd year / 4 juillet 2008, 83e année. Nos. 27/28, 2008, 83, 237–252 <http://www.who.int/wer>.
- [10]. D. Dianou, J.N. Poda, L.G. Savadogo, H. Sorgho, S.P. Wango, B. Sondo. Parasitoses intestinales dans la zone du complexe hydroagricole du Sourou au Burkina Faso. Institut de Recherche en Sciences de la Santé (IRSS)/ Centre National de la Recherche Scientifique et Technologique (CNRST), 03 B.P. 7047, Ouagadougou Burkina Faso, Courriels : dayerid@yahoo.fr / podajnl@yahoo.fr.
- [11]. P. Buchy. Les parasitoses digestives dans la région de Mahajanga, côte Ouest de Madagascar. Manuscrit n°2455. "Santé publique". Reçu le 16 juillet 2002. Accepté le 13 décembre 2002.
- [12]. J-P. Nozais. Maladies parasitaires et péril fécal : les maladies dues aux helminthes.
- [13]. Madame Hassanatou Toure. Intérêt des Examens Parasitologiques des Selles en Pratique Médicale Courante dans la Zone Suburbaine de Dakar. Thèse pour obtenir le grade de Docteur en Médecine (Diplôme d'état).
-

Bibliographies

- [14].Somda Manoubome dit Joseph(interne des hôpitaux). Les parasitoses intestinales chez l'adulte dans le département de Diassini(BurkinaFaso). Thèse présentée et soutenue publiquement le 03 février 1999 pour l'obtention du grade de docteur en médecine (diplôme d'état).
- [15].Jean Dupouy-Camet. Helminthoses parasitaires et santé publique.
- [16]. Professeur Pierre Aubry. Giardiose et Syndrome de malabsorption intestinale. Actualités 2011.Médecine tropicale. Diplôme de médecine tropicale des pays de l'Océan Indien.Mise à jour le 13/10/2012.
- [17].ErmannoCandolfi, Denis Filisetti, Valérie Letscher – Bru, Odile Villard, Jocelyn Waller. Polycopiés parasitologie – mycologie. Université Louis Pasteur de Strasbourg. Institut de parasitologie et de pathologie tropicale.
- [18].Patrice Bourré. Parasitoses : tous les organes peuvent être atteints. Revue francophone des laboratoires- Février 2008 - N°399.
- [19]. Professeur Pierre Aubry. Parasitoses digestives dues à des nématodes. Médecine tropicale.Actualités 2013. Texte mis à jour le 02/10/2013.
- [20]. O. Bouchaud (bobigny).Parasitoses intestinales méconnues.
- [21]. Les recommandations pour la pratique clinique. Indications des examens de selles chez l'adulte. ANAES(Masson, Paris) ; Gastroenterol Clin Biol 2003;27:630.
- [22]. Dr. Françoise Botterel – Chartier. Parasitoses intestinales. Service de Parasitologie – Mycologie, CHU Henri Mondor.
- [23].P. Bourée. Chapitre 138 : formes végétatives et kystes d'amibes ; Aide mémoire de parasitologie et de pathologie tropicale. P252
- [24]. Dr. Fatma Saghrouni. Flagellés intestinaux.<http://www.infectiologie.org.tn>, 2013.
- [25].Pascal Boireau, Jacques Guillot, Bruno Potack, Isabelle Vaflee, Rene Chermette. Risques parasitaires liés aux aliments d'origine animale. Revue Française des Laboratoires, décembre 2002, N ° 348
- [26].Dr P. Bastien. Amibiase (ou amibose). Module de base 3. Microbiologie. Faculté de médecine de Montpellier-Nîmes. Octobre 2004.
- [27]. Bonnin, F. Dalle, S. Valot, G. Dautin, M. Di Palma. Infections à cryptosporidieset à Cyclospora. Encyclopédie médico-chirurgicale 8-501-A-10. P4.
- [28].Dominique Chabasse, Michel Miegville. 2e cycle des études médicales.Enseignement de Parasitologie et Mycologie 3ème édition(Septembre 2007).TICEMFaculté de Médecine de Nantes.
-

Bibliographies

- [29]. *Cryptosporidium* spp. *Cryptosporidium parvum*, *C. hominis*, embranchement des Sporozoaires Parasite. 2 Fiche de description de danger microbien transmissible par les aliments. Janvier 2011. Agence nationale française de sécurité sanitaire.
- [30]. G. Galeazzi. Microsporidies. Annales du contrôle national de qualité. Hôpital Louis Mourier. 92701 – COLOMBES.
- [31]. MarieAnne, madeleine Deverriere. Microsporidies communes à l'homme et aux animaux : étude bibliographique. Thèse pour obtenir le grade de docteur vétérinaire diplôme d'états soutenu publiquement en 2003 devant l'université Paul-Sabatier de Toulouse.
- [32]. Karine Thivierge. Méthodes de laboratoire en parasitologie intestinale. Cahier de stage 2013.
- [33]. C. Sarfati, O. Liguory, F. Derouin. Les microsporidies. Presse médicale 25/01/2001. 30/N°3.
- [34]. Alain Bonnin. Cryptosporidiose : principaux aspects biocliniques, physiopathologie, épidémiologie. Laboratoire de parasitologie mycologie CHU Dijon.
- [35]. P. Rey, D. Andriamanantena, C. Bredin, F. Klotz. Colites parasitaires. EMC hépatogastroentérologie 2 (2005) 162-175.
- [36]. Bernard Couprie, Ronéistes: Simonin Morgane :(1ère partie), Labadie Céline:(2ème partie). UE : Agent infectieux – Parasitologie. Helminthologie médicale – Nématodes parasites Intestinaux.
- [37]. Ch. Ripert. Distomatoses – Cysticercose . Impasses et cul-de-sac parasitaires.
- [38]. PS. Mbaye, B. Wade, F. Klotz. *Ascaris* et ascaridiose. Encyclopédie Médico-Chirurgicale , 8-516-A-30, 2003. P 2.
- [39]. P. Bourée. Balantidiose. Encyclopédie Médico-Chirurgicale 2000, 8-500-A-15,
- [40]. B. Chevalier, M. Ka-Cisse, ML. Diouf, F. Klotz. Ankylostomes et ankylostomiase humaine. Encyclopédie Médico-Chirurgicale 2002, 8-516-A-10 – 4-340-A-10.
- [41]. P. Bourée. Trichocéphalose. In: Nozais JP, Datry A, Danis M, editors. Traité de parasitologie médicale. Paris: Pradel; 1987.
- [42]. B. Gottstein, S. Bresson-Hadni. L'immunologie intestinale au cours des parasitoses digestives. Gastroenterol Clin Biol. 1995; 19: B85–B90.
-

Bibliographies

- [43].MS.Chan. The global burden of intestinal nematode infections. Fifty years on. *Parasitol Today* 1997;13:438–43.
- [44]. DW.Crompton. How much human helminthiasis is there in the world? *J Parasitol* 1999;85:397–403.
- [45].DieudonneRohingam. Fréquence des parasitoses intestinales dépistées à la Société de Laboratoire d'Analyses Biomédicales de Guinée (SOLABGUI).2008
- [46].Dominique Chabasse, M.Danis, C.Guiguen, D.Richard-Lenoble, F.Botterel, M.Miégeville. *Parasitoses et mycoses des régions tempérées et tropicales*. Elsevier Masson, 2007.
- [47].E. Brumpt. *Précis de parasitologie*. Collection de précis médicaux, Masson. 1978. P 56-61.
- [48]. P.Bourrée. *Parasitoses intestinales infantiles*. EMC - Pédiatrie - Maladies infectieuses 2011:1-9 [Article 4-015-F-10] 2011 Elsevier Masson
- [49].Damien Brosson. Thèse pour l'obtention du grade de docteur d'université. Spécialité : Microbiologie Ecole Doctorale des Sciences de la Vie et de la Santé N° d'ordre : 431. le 16 janvier 2006.
- [50]. Ivan Wawrzyniak. *Génomique et post-génomique du parasite intestinal Blastocystis sp. Sous-type 7. Evaluation de son pouvoir pathogène*. Thèse Présentée à l'Université Blaise Pascal pour l'obtention du grade de docteur d'université Spécialité : Microbiologie - Parasitologie soutenue publiquement le 3 février 2012. Version 15 octobre 2012, P 18-20.
- [51]. Bousakraoui. *Dépistage des parasites intestinaux chez les enfants consultant à l'hôpital de jour de pédiatrie Au CHU Mmed VI de Marrakech*.
- [52]. M. Belkaid, O. Tabet Merraz, B. Amrioui, N. Zenaidi, M. Bahbou. *Diagnostic de laboratoire en parasitologie. Examen direct*. khezna Rahma 1992.
- [53]. Ousseynou Ndao. *Enquête sur les verminoses intestinales et les bilharzioses en milieu scolaire dans le district sanitaire de tivaouane (région de Thiès, Sénégal) thèse pour obtenir le grade de docteur en pharmacie (diplôme d'état)*.
-

Bibliographies

- [54]. J. Dupouy-Camet. Classification et mode de transmission des parasites. Encyclopédie médico-chirurgicale. Maladie infectieuse, 8-000-D-10 ,2000. P 5.
- [55]. J.C.Petithory. Amibes et flagellés intestinaux, amibes oculaires leur diagnostic microscopique. Cahier de formation biologie médicale N°11 septembre 1998, P 174-180, P 184-188, P 190-202.
- [56]. M. Belkaid, N.Zenaidi, O. TabetDerraz, B. Hamrioui. Cours de parasitologie. Tome 1(protozooses).Office des publications universitaire 1998. P43.
- [57]. J. Dereure. Bases et principes du diagnostic biologique des helminthoses. 1er cycle – pccm2 – b7 – parasitologie – p4 – bases et principes du diagnostic biologique des helminthoses 2007-2008.Faculté de Médecine Montpellier-Nîmes. février 2008.
- [58].R. Delpy, M. Guisset, F. Klotz.Cestodoses adultes. Maladie infectieuses. Encyclopédie médico-chirurgicale. 8-511-A-10. © 2005 Elsevier SAS.
- [59].C. Sarfati, O. Liguory, F. Derouin.Microsporidiosis.Presse Med 2001 ; 30:143-7 © 2001, Masson, Paris.
- [60]. Techniques de base pour le laboratoire. Parasitologie médicale.OMS Genève1993.
- [61]. M.Belkaid, N.Zenaidi, O.TabetDerraz, B.Hamrioui, A.Chellali. Cours de parasitologie. Tome 2(helminthiases).office des publications universitaire 1998.page 187.
- [62]. Claude Moulinier. Parasitologie et mycologie médicale : éléments de morphologie et de biologie.Lavoisier 2003.ISBN :2-7430-0488-6.
- [63]. I. Desportes-Livage, A. Datry. Infections à microsporidies, *Isospora* et *Sarcocystis*. EMC-Maladies Infectieuses 2 (2005) 178–196
- [64].Patrice Bourée, Françoise Botterel, Paula Resende. Sérologies parasitaires en pratique courante : intérêt et limites. Revue Française des Laboratoires, octobre 2004, N ° 366.
- [65]. Stefanie Knopp et al. Diagnosis of soil-transmitted helminths in the era of preventive chemotherapy: effect of multiple stool sampling and use of different diagnostic techniques. November 2008, volume 2, issue 11.
-

Bibliographies

[66].Schistosomiase et géohelminthiases: prévention et lutte. OMS, série de rapports techniques. 2004 Corpus médical – faculté de médecine de Grenoble.

[67].Docteur François Durand, docteur marie-pierre Brenier-pinchart, professeur hervé pelloux. Parasitoses digestives : lambliaze, tœniasis, ascaridiose, oxyurose, amibiase, hydatidose. Avril 2004 (mise à jour juin 2005)

[68].Guillaume Desoubeaux, Jacques Chandener. Nématodoses intestinales: aspects épidémiocliniques et diagnostic. Revue Francophone des Laboratoires, Volume 2012, Issue 440, March 2012, Pages 39–55 30

[69].O.Bouchaud, H.Aumaître.Diagnostic et traitement des parasitoses digestives (sauf amibiase).Encyclopédie médico-chirurgicale(Elsevier.Paris), Gastro-Entérologie, 9-062-A-40.

[70]. J.-A. Bronstein, F. Klotz. Cestodoses larvaires. Encyclopédie médico-chirurgicale 8-511-A-12. © 2005 Elsevier SAS.

[71].Smith H.V., Rose J.B., Waterborne cryptosporidiosis: current status,Parasit. Today 14 (1998) 14-22.

[72].P.Bourée, A.Lancon, G.Bonnot, Une parasitose émergente : lacyclospore, Revue a propos de 5 observations, Antibiotiques 8 (2006)73-78.

[73].W.Mac Kenzie, W.L.Schell, K.A.Blair, D.G.Addiss, D.E.Peterson,N.J.Hoxicet *al.* Massive outbreak of waterborne *Cryptosporidium*infection in Milwaukee, Wisconsin : recurrence of illness and risk ofsecondary transmission, Clin. Infect. Dis. 21 (1995) 57-62.

[74].S.Diallo ; O.Gaye. Les parasitoses intestinales au Sénégal: les helminthiases intestinales. Bulletin trimestriel OMS Sénégal, Février (7) 1996 : 6-8

[75]. S.Tzipori, H.Ward. Cryptosporidiosis: biology, pathogenesis anddisease. *Microbes Infect* 2002;4:1047-58.

[76].L.Xiao, UM.Morgan, R.Fayer, RC.Thompson, AA.Lal.*Cryptosporidium* systematics and implications for public health.*Parasitol Today* 2000;16:287-92.

Bibliographies

- [77].P.L.Meinhardt, D.P.Casemore, K.B.Miller, Epidemiologic aspects of human cryptosporidiosis and the role of waterborne transmission, *Epidemiol. Rev.* 18 (1996) 118-136.
- [78].R.Fayer, *Cryptosporidium*: a water-borne zoonotic parasite, *Vet.Parasitol.* 126 (2004) 37-56.
- [79].J.Testa, G.Kizimandji-Coton, J.Delmont, B.Di Costanzo,P.Gaxotte. Traitement de l'anguillulose, de l'ascaridiose et l'ankylostomiase par l'Ivermectine (Mectizant) à Bangui (RCA). *Med Afr Noire* 1990; 37: 283-284
- [80]. C.Franzen, A.Müller. Molecular techniques for detection, species differentiation and phylogenetic analysis of microsporidia. *Clin Microbiol Rev.* 1999; **12**:243-85.
- [81]. G.Cinquetti, M.-P.Massoure, P.Rey. Traitement des parasitoses digestives (amébose exclue). (2012 Elsevier Masson). *Encyclopédie médico-chirurgicale.* 8-518-A-15.
- [82].PM.Loiseau, J.Le Bras. Nouveaux médicaments en parasitologie. *Rev Prat* 2007 ; 57 : 175-82.
- [83].X. Bohand, B. Edouard, J. Maslin. Médicaments antihelminthiques. EMC (Elsevier Masson SAS, Paris), *Maladies infectieuses*, 8-006-G-10, 2004.
- [84]. Boussinesq. Ivermectine. *Med Trop* 2005 ; 65 : 69-79.
- [85].X. Edouard, X. Bohand, J. Maslin. Médicaments des infections à protozoaires (paludisme exclu). EMC (Elsevier Masson SAS, Paris) ; *Maladies infectieuses*, 8-006-G-15, 2005.
- [86]. A.Faussart, M.Thellier. Parasitoses intestinales. EMC (Elsevier Masson SAS) ; *maladies infectieuses*, 4-1340, 2007.
- [87]. Pr F.Bachi. La coprologie parasitaire. Service biologie parasitaire, Institut Pasteur d'Algérie.
- [88]. JA.Phillips, AJ.Harrold, GV.Whiteman, L.Perelmutter. Pulmonary infiltrates asthma and eosinophilia due to *Ascaris suum* infestation in man. *N Engl J Med* 1972; 286: 965-970
- [89]. RK.Spillman. Pulmonary ascariasis in tropical communities. *Am J Trop Med Hyg* 1975; 24: 791.
- [90].M. Gentilini. *Médecine Tropicale*. Flammarion, Médecine-Sciences, Paris, 1993, 928p.
- [91].YJ. Golvan, P. Ambroise-Thomas. *Les nouvelles techniques en parasitologie*. Flammarion, Médecine-Sciences, Paris, 1984, 298p.
- [92]. V.Banse, J.Gigi, L.Verstraeten, G.Wauters. Parasitological evaluation of the stool. *Acta Clin Belg* 1993;48:307-15.
- [93]. Long EG, Christie JD. The diagnosis of old and new gastrointestinal parasites. *Clin Lab Med* 1995;15:307-31.
-

Bibliographies

- [94]. M. Gentilini; M. Danis; G. Brucker; B. Duflo, R. Lenoble. Diagnostic en parasitologie. Masson ed, Paris, 1983. 153
- [95]. C. Junod. Diagnostic coprologique des parasitoses digestives. Médecine digestive, 2, 8, 16, 25.
- [96]. P. Bourrée. Aide-mémoire de parasitologie et de pathologie tropicale. Paris: Flammarion Médecine-Sciences, 1983: 289.
- [97]. Y. J. Golvan. Eléments de parasitologie médicale. 2^e édition. Paris: Flammarion Médecine-Sciences, 1974: 599.
- [98]. G. Baerman. Eine einfache Methode zur Auffindung von Ankylostomum (Nematodem) Larven in Erdproben. *Med Geneesk Lab Weltreveden* 1917: 39–47.
- [99]. T. Arakaki, M. Iwanaga, F. Kinjo, A. Saito, R. Asato, T. Ikeshiro. Efficacy of agar-plate culture in detection of *Strongyloides stercoralis* infection. *J Parasitol* 1990; **76**: 425–8.
- [100]. Y. Sato, J. Kobayashi, H. Yoma, Y. Shiroma. Efficacy of stool examination for detection of strongyloides infection. *Am J Trop Med Hyg* 1995; **53**: 248–50.
- [101]. Claude Moulinier. Parasitologie et mycologie médicale : éléments de morphologie et de biologie. LAVOISIER 2003. ISBN : 2-7430-0488-6.
- [102]. B. Molet, C. Derr-Harf. Mise au point d'une technique de culture sur gélose en boîte de Pétri pour ankylostomes et anguillules. *Méd Trop* 1975 ; **35** : 336-337
- [103]. H. T. Sang. Cours de coprologie parasitaire microscopique. Cours polycopié à l'usage des étudiants du diplôme de coprologie de Paris, 2000
- [104]. G. Mougeot. Conduite des examens en parasitologie. Masson, Paris 1995. ISBN 2-225-84625-1, p 25-27 et p 70-76.
- [105]. P. Bourée Oxyurose. In: Nozais JP, Datry A, Danis M éd. Traité de parasitologie médicale. Paris : Pradel, 1987
- [106]. G. C. Cook. *Enterobius vermicularis* infection. *Gut* 1994 ; **35** : 1159-1162
- [107]. Y. J. Golvan. Éléments de parasitologie médicale. Flammarion, 1983.
- [108]. Paul C. Beaver. La lutte contre les helminthes transmis par le sol. OMS Genève 1961.
- [109]. L. G. Lehman, L. Konodjip Nono, C. F. Bilong Bilong. Diagnostic des parasitoses intestinales à l'aide de la microscopie à fluorescence. Médecine d'Afrique noire juillet 2012.
-

Bibliographies

- [110]. Ould Ahmed Salem Cheikh Baba, Bent Mohamed Aminetou, Ousmane Ba, Koita Mouhamedou, Dem Elhdj, Hamidou Samba, Mohamed Ould Abdallahi, Baidy Lo. Prévalence des parasitoses intestinales chez les écoliers dans les Wilayas du Gorgol, Guidimagha et Brakna (Mauritanie). *Revue francophone des laboratoires* - mars 2012 - N°440.
- [111]. O. Faye, O. N'dir, O. Gaye, Y. Dieng, T. Dieng, I.B. Bah, S. Diallo. Les parasitoses intestinales dans le bassin du fleuve Sénégal. Résultats d'enquêtes effectuées en milieu rural. *Médecine d'Afrique Noire* : 1998, 45 (8/9).
- [112]. Houssain Tligui, Abdelaziz Agoumi. Prévalence du portage parasitaire intestinale chez l'enfant scolarisé à Tiflet (Maroc). *Revue francophone des laboratoires*, novembre 2006, N°386.
- [113]. P. Bourée. Blastocystis : commensal ou pathogène ? Étude de 590 caset revue de la littérature. *Antibiotiques*, 2007 ; 9 : 20-4 © 2007. Elsevier Masson SAS.
- [114]. J.C. Petithory. Vrais et faux parasites en coprologie microscopique. *Cahier de formation biologie médicale* N°3 novembre 1995, P 46-47, 71, 94, 127.
- [115]. Mouna Elqaj, Driss Belghiti, Ahmed Ahami, Hamid Loutfi, Khadija Elkharrim, Youness Taboz. Prévalence des parasitoses intestinales chez les écoliers en milieu rural Kenitra – Maroc. *World Journal of Biological Research* 002: 1, Juin 2009.
- [116]. S. Diouf, A. Diallo, B. Camara, I. Diagne, H. Sy Signate, M. Sarr, M. Fall. Parasitoses intestinales de l'enfant en zone rurale sénégalaise (khombole). *Médecine d'Afrique Noire* : 2000, 47 (5).
- [117]. Fella Hamaidi, Amel Chaouch, Hichem Kais, Rabia Zahraoui, Abdelmalek Benghrebja, M. Said Hamaidi, Smain Megateli. Etude des parasitoses digestives dans la région de Boufarik (Blida), Nord Ouest d'Algérie. *Science Lib Editions Mersenne*: Volume 4, N ° 120302. ISSN 2111-4706, Mars 1012.
- [118]. Sung-Hee Hong, Sang-Eun Lee, Young-Il Jeong, Won-Ja Lee and Shin-Hyeong Cho. Comparison of Egg Positive Rates of *Enterobius vermicularis* among Preschool Children in Three Korean Localities. *Korean J Parasitol* Vol. 49, No. 4: 441-443, December 2011.
- [119]. A. aplogan, D. schneider, j.l. dyck, j. berger. parasitoses digestives chez le jeune enfant en milieu extra-hospitalier tropical. *Ann Pédiatr (Paris)*, 1990, 37, n° 10. 677-681.
- [120]. Sung-Hee Hong¹, Young-Il Jeong¹, Jin-Hee Lee², Shin-Hyeong Cho¹, Won-Ja Lee¹ and Sang-Eun Lee¹. Prevalence of *Enterobius vermicularis* among Preschool Children in
-

Bibliographies

Muan-gun, Jeollanam-do, Korea. *Korean J Parasitol* Vol. 50, No. 3: 259-262, September 2012.

[121].Dr N. Gassem-Hafirassou,Dr M.Benyezzar, Dr M. Djaballah, Pr T.Moulahem. Oxyurose en milieu préscolaire constantinois, 2006.

[122].B. Edouard, X. Bohand, J. Maslin. Médicaments des infections à protozoaires (paludisme exclu). EMC-Maladies Infectieuses 1 (2004) 293–301.

[123]. PrZ. Bouchene. Amibes et amibiase. Faculté de Médecine d'Alger. 2009

[124].CD Anofelde l'Association Française des Enseignants et Praticiens Hospitaliers Titulaire de Parasitologie et Mycologie Médicale.3^{ème} édition.

Résumé :

Objectif.- Le but de ce travail était d'apprécier la fréquence des parasitoses intestinales chez les enfants scolarisés.

Méthodes.- Une étude descriptive s'est déroulée de Novembre 2013 à Avril 2014 auprès de 105 écoliers âgés de 5 à 6 ans, au sein de trois écoles primaires situés à la région d'Ouzidane, commune de Chetouane, wilaya de Tlemcen.

Chaque enfant a bénéficié d'une copro-parasitologie comprenant un examen direct à l'état frais et une technique de concentration et d'un examen du scotch-test anal, ces derniers étaient effectués au niveau de l'unité de parasitologie-mycologie médicale du laboratoire de microbiologie, CHU Tlemcen.

Résultats.- L'examen parasitologique des selles avait révélé à lui seul une fréquence de 24.76% de positivité où les protozoaires représentent 100% des espèces isolées. La réalisation de la technique du scotch-test anal a permis d'une part de révéler une fréquence d'oxyurose de 28.6% et d'autre part d'augmenter la fréquence d'infestation globale à 43.80%. Les espèces parasitaires identifiées dans cette étude sont par ordre décroissant de leurs fréquence d'isolement : *Enterobius vermicularis* (50% des parasites isolés), *Endolimax nanus* (18.33%), *Giardia intestinalis* (13.33%), *Blastocystis hominis* (6.67%), *Entamoeba coli* (5%) et *Entamoeba histolytica/dispar*, *Pseudolimax butschlii* et *Chilomastix mesnili* représente chacune 1.67% des parasites identifiés. Parmi les enfants infestés, 24% d'entre eux présentent un polyparasitisme.

Conclusion.- Au vu de ces résultats obtenus, un traitement curatif et des mesures préventives doivent être mis en place pour lutter contre ces parasitoses et limiter leur transmission dans la population.

Mots-clés : parasitoses intestinales, enfant scolarisés, examen parasitologique des selles, scotch test anal, fréquence.

Summary :

Objective. - The goal of this work was to appreciate the frequency of the intestinal parasitosis in the provided education for children.

Methods. - A descriptive study proceeded November 2013 to April 2014 in 105 old schoolboys from 5 to 6 years, within three primary schools located at Ouzidane, commune of Chetouane, wilaya of Tlemcen.

Each child profited from an examination parasitologic of the saddles including a direct examination and a technique of concentration and from an anal Scotch tape-test, carried out on the level of the unit of parasitology-médical mycology of the laboratory of microbiology , CHU Tlemcen.

Results. - The examination parasitologic of the saddles only revealed a frequency of 24.76% to him representative with 100% of the species of protozoa. The realization of the technique of anal Scotch tape-test made it possible on the one hand to reveal a frequency of oxyurose of 28.6% and on the other hand to increase the frequency of total infection with 43.80%. The parasitic species identified in this study are by order of their decreasing frequency of insulation: *Enterobius vermicularis* (50% of the isolated parasites), *Endolimax nanus* (18.33%), *Giardia intestinalis* (13.33%), *Blastocystis hominis* (6.67%), *Entamoeba coli* (5%), *Entamoeba histolytica/dispar*, *Pseudolimax butschlii* and *Chilomastix mesnili* represents each one 1.67% of the identified parasites. Among the infested children, 24% of them were polyparasities.

Conclusion. - Within sight of these results, a curative treatment and preventive measures must be set up to fight against these parasitosis and to limit their transmission in the population.

Keywords: Intestinal parasitosis, schoolboys, frequency, examination parasitologic of the saddles, anal Scotch tape-test

ملخص:

الهدف - كان الهدف من هذه الدراسة هو تقييم وتيرة الطفيليات المعوية بين أطفال المدارس.
طرق - أجريت دراسة وصفية من نوفمبر 2013 إلى أبريل 2014 مع 105 تلميذا تتراوح أعمارهم بين 5-6 سنوات، في ثلاث مدارس ابتدائية تقع في منطقة أوزيدان، بلدية شتوان، ولاية تلمسان.
حصل كل طفل على فحص البراز بما في ذلك الفحص المباشر وتقنية التركيز واختبار الشريط اللاصق لفتحة الشرج، أجريت في وحدة علم الطفيليات والفطريات، مختبر علم الأحياء الدقيقة، المركز الاستشفائي الجامعي لتلمسان.
نتائج - فحص البراز وحدها كشفت عن وجود تردد 24.76 %، وهو ما يمثل 100 % من أنواع الكائنات ذات الخلية الواحدة. تقنية اختبار الشريط اللاصق الشرجي وحدها سمحت من جهة بالكشف عن وجود تردد 28.6 % من الدبوسية ومن جهة أخرى بزيادة الوتيرة الشاملة من الإصابة إلى 43.80 % . الأنواع الطفيلية التي تم تحديدها في هذه الدراسة هي حسب التردد المتناقص التالي: السرمية الدودية (50 % من الطفيليات المعزولة)، الونيدة قزم (18.33 %)، الجيارديا المعوية (13.33 %)، المنبرعمة الكيسية البشرية (6.67 %)، المتحولة القولونية (5 %)، المتحولة الحالة للنسج / منقوت، بسودوليماكس بوتشلي، شفوية السياط ويمثل كل منها 1.67 % من الطفيليات التي تم تحديدها. من بين الأطفال المصابين، كان 24 % منهم مصابا بأكثر من طفيلي واحد.
الاستنتاج - ونظرا لهذه النتائج، لا بد من وضع التدابير العلاجية والوقائية في المكان المناسب لمكافحة هذه الطفيليات والحد من انتقالها في السكان.
الكلمات الرئيسية: الطفيليات المعوية، الأطفال المتمدرسين، فحص البراز، الشريط اللاصق لفتحة الشرج، تردد