

الجمهورية الجزائرية الديمقراطية الشعبية
الجمهورية الجزائرية الديمقراطية الشعبية
République Algérienne Démocratique et Populaire
وزارة التعليم العالي والبحث العلمي
Ministère de l'Enseignement Supérieur et de la Recherche Scientifique
جامعة سعد دحلب البليدة (1)
Université SAAD DAHLEB-Blida 1



Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie
Département de Biologie
Mémoire de fin d'études
En vue de l'obtention du diplôme de Master dans le domaine SNV
Filière : Sciences Biologiques
Option : Parasitologie

Thème

Les parasitoses intestinales diagnostiquées au sein de l'EPH de Boufarik chez les adultes et les enfants

Présenté par : RIZANI Kamar

Soutenu le : 06/06/2024

Devant le jury :

	Grade/Lieu	Qualité
Mme ABBASSEN R	MAB/USDB1	Présidente
Mme MAKHLOUF C	MCB/USDB1	Examinatrice
Mme TAIL G	Pr/USDB1	Promotrice
Mme KECHID N	Dr/EPH	Co promotrice

Année universitaire : 2023/2024

Remerciements

En préambule à ce mémoire, je tiens à remercier le bon Dieu tout puissant de m'avoir de m'avoir offert l'opportunité de franchir ce stade de savoir, et de M'avoir donnée le courage et la patience de réaliser ce modeste travail.

Je remercie en premier lieu Madame le Professeur TAIL.G, ma promotrice. Grace à ses précieux conseils, ses orientations et son soutien, elle m'a permis de mener à terme mon travail.

Je remercie également Madame ABBASEN.R pour avoir accepté de présider ma soutenance.

A ma examinatrice Madame MAKHLOUF.C d'avoir accepté d'évaluer mon travail. Votre participation à ce jugement me fait un grand plaisir.

A Madame KECHID.N ma directrice de recherche je désire également exprimer mes remerciements à ma Co-promotrice pour son aide précieuse et sa Participation à ce jury, je suis reconnaissante pour ses orientations et sa Disponibilité.

Je remercie également tout le personnel du laboratoire centrale de l'EPH-Boufarik-Blida et surtout Docteur LASSAS.

Dédicace

*C'est avec un énorme plaisir, à cœur ouvert je dédie ce modeste travail à:
A celle qui m'a donné la vie, ma source d'amour et de tendresse, à ma
très chère mère, celle qui m'a toujours comblée avec sa douceur et son
affection, aidée et épaulée MA Farida.*

*A mon pilier, mon père bien aimé, en qui je suis et je serais toujours
reconnaissante d'avoir toujours cru en moi et donné les moyens d'aller
loin et d'en arriver là ,son dévouement durant toutes ces années pour
nous offrir le meilleur MON moho.*

*Ce travail est le fruit de vos prières vos efforts que vous avez déployé
pour ma réussite, les mots me manquent pour vous exprimer mon infini
gratitude. Je prie Allah tout puissant pour qu'il vous accorde sa sainte
miséricorde, santé et longue vie pour que je puisse vous combler à mon
tour. Je vous aime très fort.*

*A celui qui m'a toujours encouragé et soutenu, A mon chère mari Salim
mon idole et mon soutien, je ne te remercierai jamais assez pour ce que
tu as fait et ce que tu continues à faire pour moi.*

*A mon cher grand père SID. Laid, mon grand papa RIZANI.Ahmed
(allahyerhmo), et à mon deuxième Papa Bouzid.*

*A ma grande mère Fatiha, ma chère Gasmi. Fatma et ma deuxième maman
Ghedir.Kheira (Dieu vous accueille en son vaste paradis)*

*Amon cher frère Imad Pour toute l'ambiance dont vous m'avez entouré
,pour toute la spontanéité et vos élans chaleureux, Je vous dédie ce
travail. Puisse Dieu le tout puissant vous bénir et exaucer tous vos
souhais également.*

*Ames très chères sœurs Nour, Rahil et Ma azouz (Tessnim) et toutes mes belles
sœurs surtout Fatiha et Meriem.*

*A toute ma famille maternelle(SID) et paternelle(RIZANI) A tous mes Oncles
,mes tantes, mes cousines et cousin.*

*A mes amis à tous les doux souvenirs que j'ai vécu avec eux pendant mes études.
A tous ceux qui mes ont chers et que j'ai omis de citer.*

Kamar

Résumé :

Les parasitoses intestinales constituent un problème de santé public. Notre étude au niveau de l'EPH Boufarik-Blida vise à étudier la fréquence des parasitoses intestinales identifiées chez les adultes et les enfants, et d'en faire le diagnostic.

Plus de 370 prélèvements de selles ont été reçus pendant une période de 1 an (avril 2023 – avril 2024) et traités par un examen direct macroscopique et microscopique et des techniques complémentaires choisis. **(Kato Katz Scotch Test et Ziehl Nelsen)**

La fréquence des parasitoses intestinales est de 44%. Les adultes parasités représentent 76.49% et les enfants 23.51%. Le sex-ratio(H/F) des sujets parasités est égale à 1.35. C'est essentiellement un parasitisme à Protozoaires avec 99.99 % alors que les Helminthes ne représentent que 0.01%. Le parasite intestinal le plus retrouvé est *Blastocystis sp* 58.44%, suivi de *Dientamoeba fragilis* 15.58% et *Endolimax nanus* 10.38%. Statistiquement, la prédominance masculine a été observée durant toute la période d'étude. La majorité des espèces parasites répertoriées sont peu pathogènes. Leur épidémiologie est très liée à un défaut d'hygiène, ce qui expliquerait que les pays en développement soient les plus concernés.

Mots clés : Parasitoses intestinales ; Fréquence ; Protozoaires ; Helminthes ; Hygiène ; Boufarik blida.

Abstract:

Intestinal parasites are a public health problem. Our study at the level of the public hospital institution of Boufarik-Blida aims to study the frequency and diagnosis of intestinal parasites detected in adults and children. Over 370 stool samples were received over a one-year period (April 2023 - April 2024) and processed through direct ocular and microscopic examination and the use of selected complementary techniques. **(Kato Katz Scotch Test et Ziehl Nelsen)**

The frequency of intestinal parasites was 44%. Affected adults represent 76.49% and children 23.51%. The sex ratio (male/female) of affected individuals is 1.35. Parasites are mainly 99.99% protozoa while worms represent only 0.01%. The most frequently detected intestinal parasites were *Blastocystis atarata* of 58.44%, followed by *Dientamoeba fragilis* at a rate of 15.58%, then *Indolemar nanus* at a rate of 10.38%. Statistically, male superiority was observed throughout the entire study period. The majority of recorded parasite species are not highly pathogenic. Its epidemiology is largely linked to lack of hygiene, which explains why developing countries are most affected.

Keywords: intestinal parasitos, frequency, protozoa, worms, hygiene, Boufarik blida.

ملخص

تُشكل الطفيليات المعوية مشكلة صحية عامة. تهدف دراستنا في مستوى المؤسسة العمومية الاستشفائية بوفاريك-البلدية إلى دراسة تكرار الطفيليات المعوية المُكتشفة لدى البالغين والأطفال، وتشخيصها. تم استقبال أكثر من 370 عينة براز خلال فترة عام واحد (أبريل 2023 - أبريل 2024) ومعالجتها من خلال الفحص المباشر العيني والمجهري واستخدام تقنيات مكملة مختارة. **(Kato Katz Scotch Test et Ziehl Nelsen)**

بلغت نسبة تكرار الطفيليات المعوية 44%. يمثل البالغون المصابون 76.49% والأطفال 23.51%. نسبة الجنس (ذكر/أنثى) للأفراد المصابين تساوي 1.35. تتكون الطفيليات بشكل أساسي من الأوليات بنسبة 99.99% بينما لا تمثل الديدان إلا 0.01%. أكثر الطفيليات المعوية اكتشفاً هي بلاستوسيسيتيس بنسبة 58.44%، تليها ديبنتاموبيفراجليس بنسبة 15.58%، ثم إندوليمارنانوس بنسبة 10.38%. إحصائياً، تم ملاحظة التفوق الذكوري خلال كامل فترة الدراسة. غالبية أنواع الطفيليات المُسجلة ليست ممرضة بشكل كبير. وترتبط وبائيتها بشكل كبير بنقص النظافة، مما يفسر أن البلدان النامية هي الأكثر تأثراً.

الكلمات المفتاحية: الطفيليات المعوية، التكرار، الأوليات، الديدان، النظافة، بوفاريك بلدية.

Table des matières

Table des matières

Remerciements	
Dédicace	
Résumé	
Abstract	
ملخص	
Liste des figures	II
Liste des tableaux	V
La liste des abréviations	VI
Glossaire	VII
1. Introduction :	1
CHAPITRE 1 : Synthèse Bibliographique	
I. Généralités sur les parasitoses intestinales	3
I. 1. 1. Définition	3
I. 1. 2. Classification	3
I. 1. 3. Les différents Protozoaires intestinaux	3
I. 1.3.3. les amibes	3
I.3.2. Tableau 02 :Les Flagellés intestinaux	7
1.3.3 Tableau 03 : Les Ciliés	8
1.3.4. Classe des stramenophile (Stensvold et Graham, 2016).	9
1.3.4.1. <i>Blastocystis sp</i>	9
1.3.4.2. Morphologie du parasite	9
1.3.4.3. Mode de contamination	10
1.3.4.4. Cycle parasitaire	10
1.3.4.5. Pouvoir pathogène	10
1.4. Les principaux helminthes digestifs de l'homme	11
1.4.1 Les Plathelminthes	11
1.4.1.1 Les cestodes	11
a. <i>Tæniatraginata</i>	11
b. <i>Tænia solium</i>	11
c. <i>Hymenolepis nana</i>	11
1.4.1.2. Les Trématodes	12
1.4.2. Les Némathelminthes	12
2. Les signes cliniques	12
3. Coprologie parasitaire	14
3.1 Les indications de l'EPS	14
a. Indications majeures	14
b. Indications recommandées	14
3.2. Les Techniques utilisées dans la coproparasitologie	15
3.2.1. Examen Macroscopique	15
3.2.2. Examen Microscopique	15
3.2.2.1. Examen microscopique direct à l'état frais	15
3.2.2.2. Examen après concentration	16
3.2.2.3. Les méthodes physiques	16
a) Les techniques de sédimentation	16
b) Méthodes par flottaison	16
c) Méthode de Willis	16
3.2.2.4. Méthodes physico – chimiques ou diphasiques	16
Principe de base	16

Table des matières

a) Méthode de Ritchie	17
b) Méthode de Ritchie simplifiée par Allen et Ridley	17
c) Méthode de Bailenger	17
3.2.2.5. Techniques spéciales	17
a) Méthode de Kato katz	17
b) Méthode de Graham ou scotch test anal	17
3.2.2.6. Technique de coloration	18
a) Coloration de Ziehl-Neelsen modifiée	18
3.2.2.7.Culture en parasitologie	18
a) Culture d'amibes	18
b) Culture des helminthes	18
3.2.2.8. Détection des coproantigènes	18
3.2.2.9. Biologie moléculaire	19
3.2.2.10. MALDI-TOF	20
4. Prophylaxie et la lutte contre les parasites intestinaux	20
Les mesures individuelles	20
Les mesures collectives	21
Chapitre 2: Matérielle et Méthode	
1. Type d'étude	22
il s'agit d'une étude descriptive rétrospective mono centrique.....	22
2. Objectifs	22
3. Lieu et période d'étude	22
4. Population D'étude	22
5. Matériel biologique	22
6- Matériel non biologique	23
7.Méthodes	24
7.1. Préparation du malade	24
7.2La collecte de l'échantillon	24
7.2.1 Prélèvement des selles	24
7.2.2 Conservation des selles	25
7.2.3 Fiche de recueil des données (interrogatoire du patient)	25
7.3 L'examen parasitologique des selles	27
7.3.1 Examen macroscopique	27
7.3.2Examen microscopique	27
7.3.2.1Examen direct	27
7.3.2.2 Examen à l'état frais	27
7.3.2.3 Examen après la coloration au Lugol.....	27
7.3.3Méthode de concentration des selles	28
7.3.4 Méthode spéciale	29
7.3.4.1 Méthode de Kato Katz	29
7.3.4.2 Technique de scotch test	30
7.3.5 Technique de coloration	30
7.3.5.1 Coloration de Ziehl Neelsen modifiée par Henriksen et Pohlenz	30
8. Exploitation des résultats par les indices parasitaire	30
8.1 La fréquence	30
8.2 Le sexe ratio	31
8.3 La richesse spécifique (ou totale)	31
CHAPITRE3 : Résultats et discussion	32
Résultats	33

Table des matières

1. Etude de la population globale	33
1.1. Répartition des patients selon l'âge	34
1.2. Variation de la prévalence selon le sexe	34
1.3. Répartition selon le statut hospitalier	35
1.4. Répartition par services	36
1.5. Evolution mensuelle des examens parasitologique des selles	37
1.6. Nombre de cas positifs et négatifs	37
2. Etude des cas positifs	37
2.1 Selon l'âge	37
2.2 Selon de sexe	37
2.3. Selon le statut hospitalier	37
2.4. Selon les services hospitaliers	37
2.5. Evolution mensuelle des cas positifs	37
2.6. Répartition selon les espèces parasites	38
2.6.1. Répartition globale selon les classes parasitaires	38
2.6.2. Fréquence des espèces parasites	38
2.6.3. Fréquence de polyparasitisme	38
2. Etude des parasites selon les techniques utilisées	39
2.1. Répartition selon les résultats de l'examen direct et de la Ritchie	39
2.2. Technique de concentration (kato katz/ willis)	39
Discussion :	40
Conclusion générale et recommandation	45
REFERENCE BIBLIOGRAPHIQUE	46
ANNEXES	50

Liste des figures

Liste des figures

Figure1:Forme végétative d' <i>Entamoeba histolytica</i>	4
Figure2 : Forme kystique d' <i>Entamoeba histolytica</i>	4
Figure3 : Les différentes formes <i>E. histolytica</i> forme dispar.....	4
Figure4: <i>Entamoeba coli</i> forme végétative coloré avec Lugol	4
Figure5 :kystes d' <i>Entamoeba coli</i> coloré avec Lugol.....	5
Figure6:La forme végétative d' <i>Endolimax nanus</i>	5
Figure7 : La forme kystique d' <i>Endolimax nanus</i>	5
Figure8 :Les différentes formes <i>Pseudolimax butchi</i>	6
Figure9 : Les différentes formes <i>Dientamoeba fragilis</i>	6
Figure10 :Forme végétative de <i>Giardia intestinalis</i>	6
Figure11 : Kyste de <i>Giardia intestinalis</i>	7
Figure12 :Forme végétative de <i>Chilomastix mensili</i>	7
Figure13 : Forme kystique de <i>Chilomastix mensili</i>	7
Figure14 : Forme végétative de <i>Trichomonas intestinalis</i>	8
Figure15 :Forme végétative de <i>Balantidium coli</i>	8
Figure16:Forme kystique de <i>Balantidium coli</i>	9
Figure17:Les quatre Formes de <i>Blastocystis sp</i>	10
Figure18 :Cycle évolutif de <i>Blastocystis sp</i>	11
Figure19:Schéma présenté œuf de <i>T.saginata</i>	12
Figure20 : Morphologie d' <i>Hymenolepis nana</i> ;A:adulte;B:œuf.....	12
Figure21 :Morphologie d' <i>E. vermicularis</i>	12
Figure22: Morphologie d' <i>A.lombricoïdes</i>	13
Figure23: Prélèvement de la selle.....	23
Figure24: verre à pied et agitateur en verre	23
Figure25: Pipette pasteur.....	23
Figure26:Tube centrifuger 15 ml conique et bouchon en caoutchou.....	23
Figure27: Pipette réglable avec embout.....	23
Figure28: Centrifugeuse.....	23
Figure29:Microscope optique.....	23
Figure30 : Lamme porte objet et lamelle couvre objet.....	23
Figure31 : Mode d'opérateur de l'examen à l'état frais	27
Figure32: photo des phases formée sa près centrifugation	28
Figure33 :Mode opératoire de technique de Kato	29
Figure34 : Kyste de <i>Blastocystis sp</i> sur un examen direct.....	32
Figure35:Œufs d' <i>Enterobius vermicularis</i> sur scotch test.....	33
Figure36:Forme kystique de <i>Giardia intestinalis</i>	33
Figure37 : Forme végétative de <i>Dientamoeba fragilis</i>	33
Figure38 :Kyste d' <i>Endolimax nanus</i>	33
Figure39 : Différentes formes d' <i>Entamoeba coli</i>	33
Figure40:Kyste d' <i>Entamoeba coli</i>	33

Liste des figures

Figure41: Fréquence d'infestation globale.....	34
Figure42: Répartition des patients selon le sexe.....	35
Figure43 : Répartition des patients examinés selon l'âge	35
Figure44 : Répartition des prélèvements externes et internes.....	36
Figure45: Répartition de la population étudiée selon l'examen demandé.....	36
Figure46: Répartition des patients selon le motif de demande.....	37
Figure47: L'aspect des selles chez la population étudiée.....	38
Figure48: Répartition des espèces de parasites retrouvés.....	38
Figure49: Répartition des cas positifs en parasites intestinaux selon le type de parasitisme.....	38

Liste des figures

Liste des tableaux

Tableau1:Classe de Rhizopodes (Amibes).....	03
Tableau2:Classe de flagellés.....	07
Tableau3:Classe des ciliés.....	08
Tableau 4 : Liste des parasites digestifs identifiés.....	32
Tableau 5 : La quantification des parasites.....	37
Tableau 6 : Répartition selon les résultats de l'examen direct et Ritchie.....	39

La liste des abréviations

La liste des abréviations

ADN : Acide Désoxyribonucléique

ANOFEL : Association Française des enseignements de parasitologie et Mycologie

CAA : Circulating Anodic Antigen.

CDC : Centre of Disease Control

CHU : Centre Hospitalier Universitaire

EIA : Enzym Linked Immuno Assay.

ELISA :Enzym Linked Immuno Sobrent Assey.

EPH : Etablissement public hospitalier.

EPS : Examen parasitologique des selles.

IFD : Immuno Fluorescence Directe.

IFI : Immuno Fluorescence Indirecte.

MALDITOF : (MLDI= matrice-assisted laser Désorption/ionisation)(TOF=Time-Of-Flight

OMS : Organisation Mondiale de la santé.

PCR : Polymerase Chain Reaction.

RI : Réel Temps.

ST :Sous Type.

VIH :Virus de l'Immunodéficience Humaine.

Glossaire

- **Immunodéprimé :** une personne est immunodéprimée quand son système immunitaire ne fonctionne pas bien et qu'elle est donc plus vulnérable aux infections.
- **Immunocompétente :** Des cellules qui réagissent avec une substance immunogène et manifestent une capacité immunitaire.
- **Teste immunologique :** est un teste biochimique qui mesure la présence ou la concentration d'une macromolécule ou d'une petite molécule dans une solution, grâce à l'utilisation d'un anticorps ou d'une immunoglobuline.
- **Péril fécal:** une infection qui se propage par la voie oro-fécale est transmise lorsqu'une personne ingère une matière contaminée par les selles d'une personne infectée ou d'un animal infecté.
- **Protéome :** ensemble des protéines exprimées par le génome ou par une cellule. Les protéines sont des éléments importants de tous les organismes vivants, car ils sont les principaux composant des voies métabolique.

1. Introduction :

Les parasitoses intestinales sont des maladies causées par la présence d'un parasite dans le tube digestif (Afriad, 2018), regroupent un ensemble large d'infections relativement fréquentes. Les parasites concernés appartiennent aux groupes des protozoaires et des helminthes, qu'il s'agisse de vers ronds ou plats.

Selon l'organisation mondiale de la santé (OMS), près de 2 milliards de personnes sont touchées par les parasitoses intestinales et 300 millions de personnes gravement malades souffrent de verminoses (OMS, 2023).

Mondialement, l'amibiase est la troisième cause de mortalité après le paludisme et la Bilharziose (Coudert, 2012). L'oxyurose est l'helminthiase la plus fréquente avec plus d'un milliard de personnes infectées dans le monde.

Ces maladies sont largement répandues à travers le monde et montrent une prévalence élevée dans de nombreuses régions (OMS, 2023), particulièrement en Afrique, où la promiscuité, le manque d'accès à l'eau potable et aux installations sanitaires sont des problèmes récurrents (Kabango, 2012).

D'autres facteurs contribuent largement à l'expansion des parasitoses intestinales en augmentant la transmission et en perpétuant les cycles parasitaires, tel que les conditions climatiques, les défauts d'hygiène, l'éducation sanitaire insuffisante et l'usage d'engrais humains.

Le mode de contamination est oro-fécale. En plus de l'eau souillée et des mains sales, plusieurs aliments peuvent être à l'origine d'infection parasitaire, suite à leur irrigation par des eaux souillées.

Sur le plan clinique, les infections parasitaires intestinales peuvent poser un problème de santé publique varié en fonction du type de parasite et de la gravité de l'infection.

Devant des troubles digestifs, il faut savoir évoquer les parasitoses intestinales, le diagnostic biologique repose quasi essentiellement sur l'examen parasitologique des selles qu'il est bon de savoir répéter, à des jours différents, de par l'émission intermittente d'éléments parasitaires dans les fèces. D'autres examens plus spécialisés peuvent être entrepris dans certaines situations spécifiques. Un examen parasitologique standard se compose toujours d'une

Introduction

observation macroscopique de la selle à la recherche des vers adultes, et d'une observation microscopique directe associée à deux techniques de concentration.(Achir ,1993).

La parasitologie des selles a ainsi toute sa place en Médecine préventive et en Santé au Travail, dans un contexte de dépistage préventif de portage mais également de suivi dans le cadre d'une analyse précédemment positive ayant nécessité une mise en place de traitement,

Les professions les plus exposées sont la restauration collective (écoles, universités, cuisines des hôpitaux) ou la restauration commerciale. En effet, le contact d'un sujet porteur peut transmettre un pathogène infectieux via le bol alimentaire et causer une toxi -infection alimentaire.

Enfin, pour réduire la prévalence des parasites intestinaux, il est crucial de mettre en place des mesures de contrôle sanitaire efficaces. Cela inclut aussi des pratiques d'hygiène rigoureuses l'éducation et la sensibilisation de la population sur les risques liés aux parasites intestinaux Les mesures préventives à prendre sont des éléments clés pour lutter efficacement contre cette menace pour la santé publique.

Afin de répondre à cette problématique, notre étude menée au niveau du laboratoire central unité de parasitologie de l'EPH de Boufarik, avait pour objectif la recherche et l'identification des divers parasites intestinaux en utilisant des examens parasitologique des selles (EPS) chez des patients externes et hospitalisés.

Ce travail comporte trois chapitres ; le premier chapitre a été consacré aux données biobibliographiques sur les parasites digestifs chez l'homme, le deuxième chapitre a été consacré à la méthodologie de travail sur terrain et au laboratoire. Les résultats ,leurs interprétations ainsi que leurs discussions sont développés dans le troisième chapitre. Nous terminerons ce travail par une conclusion qui résume l'ensemble des résultats obtenus avec recommandations.

CHAPITRE 1 : Synthèse Bibliographique

I. Généralités sur les parasitoses intestinales.

I. 1. 1. Définition :

Les parasites intestinaux sont des organismes qui vivent dans le tube digestif de l'hôte et sont à l'origine de symptomatologie diverses au niveau intestinale et ou stomacal. Les maladies provoquées par ces parasites sont appelées parasitoses intestinales (Khan *et al*, 2022).

Ces dernières résultent de l'infection de l'intestin par des parasites, ce qui entraîne fréquemment des troubles digestifs tels que la diarrhée ou la constipation, avec ou sans douleurs abdominales.

Certaines infections parasitaires intestinales peuvent demeurer asymptomatiques, surtout lorsqu'il y a une faible infestation tandis que d'autres peuvent entraîner des troubles sévères en cas d'infestation massive même si elles ne sont généralement pas mortelles. Les complications sont fréquentes et parfois nécessitent une hospitalisation (Turbeg, 2003).

Elles sont fortement influencées par les pratiques d'hygiène quotidiennes (Amhaouch, 2017).

Elles se distinguent généralement en deux types : protozooses, dues à des protozoaires et les helminthoses, dues à des vers.

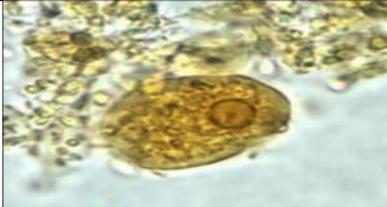
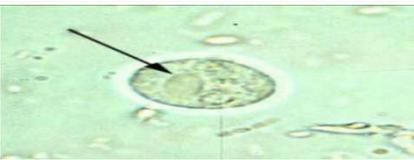
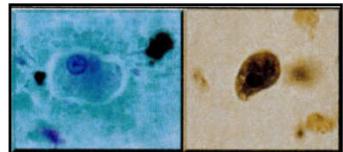
I. 1. 2. Classification :

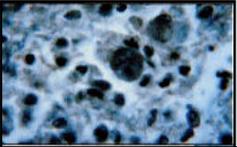
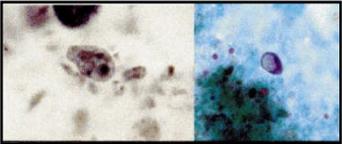
Les parasites se divisent en familles variées distinguant les parasites Protozoaires (eucaryotes unicellulaires) et les Métazoaires (Helminthes qui sont des eucaryotes pluricellulaires) (Villena, 2023).

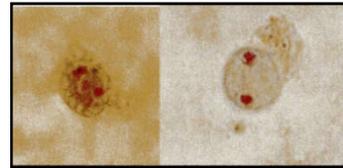
La classification des protozoaires dépend de la façon dont ils se déplacent et des différentes étapes de leur développement (Boudeffa, 2020).

I. 1. 3. Les différents Protozoaires intestinaux :

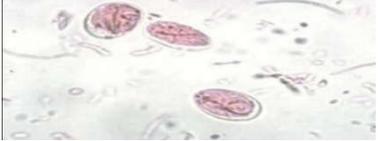
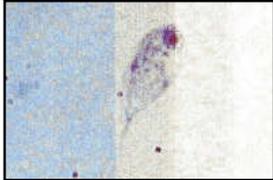
I. 1.3.3. les amibes :

Parasite	Forme	Description	Maladie	Image
Protozoaires Rhizopodes <i>Entamoeba histolytica</i>	Végétative	<ul style="list-style-type: none"> cytoplasme bien différencié en ectoplasme hyalin et endoplasme. contient des hématies +/- digérées. noyau latéral typique de l'espèce, avec un petit caryosome central punctiforme et une Croûte de chromatine fine et régulière en liseré ou pointillé. se déplace rapidement, toujours dans le même sens avec des pseudopodes longs (Belkaid <i>et al.</i>, 1992). 	Amibiase (Pathogène)	
	Kystique (forme de dissémination)	<ul style="list-style-type: none"> bien arrondi. entouré d'une membrane épaisse et réfringente (double paroi). possède à maturité quatre noyaux du même type. contient parfois des corps sidérophiles appelés cristalloïdes. Les kystes immature contiennent 1 à 2 noyaux et sont plus grand (Belkaid et al,1992). 		
<i>Entamoeba dispar</i> anciennement appelée <i>E. histolytica</i> forme <i>minuta</i>	Végétative	<ul style="list-style-type: none"> forme plus arrondie. différenciation moins nette entre ectoplasme et endoplasme (Belkaid et al,1992). L'endoplasme granuleux contient le même type de noyau, mais ne renferme jamais d'hématies digérées (Brumpt et al,1997). se déplace moins rapidement que l'<i>Histolytica</i> 	Non pathogène	
	Kystique	<ul style="list-style-type: none"> Même caractéristique que <i>histolytica</i> (Belkaid et al,1992) 		
Protozoaires Rhizopodes <i>Entamoeba Coli</i>	Végétative	<ul style="list-style-type: none"> l'endoplasme contient des vacuoles de grande taille avec des inclusions variées et un noyau caractéristique de l'espèce (Belkaid et al 1992), avec un caryosome excentré et une chromatine périphérique grossière et irrégulière. non hématophage. se déplace très lentement avec des pseudopodes courts (Belkaid et al,1992). 	Non pathogène	

	Kystique	<ul style="list-style-type: none"> le plus souvent sphérique, parfois de forme irrégulière. entouré d'une membrane épaisse très réfringente. renferme à maturité, huit noyaux caractéristiques de l'espèce, parfois des corps sidérophiles à extrémités aiguës en aiguilles (Belkaid et al,1992) 		 <p>Figure5:kystes d'<i>Entamoebacoli</i> coloré avec lugol (you드리 ,2021)</p>
Protozoaires Rhizopodes <i>Endolimax nanus</i>	Végétative	Le cytoplasme contient un grand nombre de petites vacuoles et un noyau caractéristique avec un gros caryosome en croissant excentré ou en amas arrondi. Les trophozoïtes mesurent de 8 à 12µm de long (Belkaid et al, 1992).	Non pathogène	 <p>Figure6:La forme végétative d'<i>Endolimaxnanus</i>(Guillaume, 2007)</p>
	Kystique	Le plus souvent ovoïde ou rectangulaire à angles arrondis, à maturité il possède 4 noyaux du même type (une paire à chaque pôle)(Rafai,2017). Les kystes sont de petite taille 6 à 9µm de long et 3 à 6 µm de large (Belkaid et al 1992). Un gros caryosome excentrique (Wery et paskoff,1995).		 <p>Figure7:Laforme kystique d'<i>Endolimaxnanus</i>(Guillaume, 2007)</p>
Protozoaires <i>Pseudolimax butschlii</i> <i>(Iodamoeba butschlii)</i>	Végétative	<ul style="list-style-type: none"> Le noyau est typique avec un gros caryosome sphérique, centrale entouré d'une masse de granules achromatiques (halo autour du caryosome). <p>La forme végétative, fait 8à15 µm (Brumpt,1924)</p>	Non pathogène	
	Kystique	<ul style="list-style-type: none"> Polymorphe (ovale, sphérique ou piriforme). il possède un seul noyau du même type et une grosse vacuole iodophile (colorable en brun par l'iode), d'où le nom de. <i>Iodamoebabutchi</i>. Mesure 6à15 µm. 		

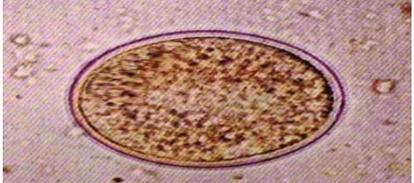
		(Brumpt, 1924)		Figure 8: les différentes formes <i>Pseudolimax butschlii</i> (ANOFEL, 2021)
Protozoaires Zoomastigophores <i>Dientamoeba fragilis</i>	Végétative	<ul style="list-style-type: none"> • actuellement classée parmi flagellés. • Cytoplasme contient deux noyaux renfermant des mottes de chromatine et un très grand nombre de petites vacuoles. • Existe sous forme végétative 7 à 8 µm Elle rencontre dans les selles pâteuses et fluides <p>Elle est très mobile et serait responsable de diarrhées chez les enfants (Brumpt, 1924)</p>	Non pathogène	 <p>Figure 9 : les différentes formes <i>Dientamoeba fragilis</i> (ANOFEL, 2017)</p>

I.3.2. Tableau 02 :Les Flagellés intestinaux :

<p>Protozoaires Zoomastigophorea <i>Giardia Intestinalis</i></p>	<p>Végétative</p>	<ul style="list-style-type: none"> • Periforme (en poire) symétrie bilatérale(Fall,2006). • 2 noyaux (vésicules claires avec caryosome central volumineux)(Belkaid et al,1998). • Un oxo style (et de soutien) traverse de part en part. • 4 paires de flagelles (6 flagelles insérés sur un blépharoplastie dirigés vers l'arrière, 4eme paire émerge à la partie postérieure)(Belkaid et al, 1998). • Mobile (retrouvé dans les selles diarrhéique)(Belkaid et al,1998). 	<p>Giardias (syndrome Entérique pur)</p>	 <p>Figure 10: forme végétative de <i>Giardiaintestinalis</i> (site3Anofel)</p>
	<p>Kystique (forme de dissémination)</p>	<ul style="list-style-type: none"> • Immobile.Ovoïde, comporte 2 à 4 noyaux également des résidus flagellaires en forme de S , il mesure de 8 à 12 µm de long sur 7 à 10 µm de large (Fall,2006). Avec un double contour membranaire (Belkaid et al,1998). 		 <p>Figure11:kyste de <i>Giardiaintestinalis</i>(site3Anofel)</p>
<p>Protozoaires Flagellés intestinaux <i>Chilomastix Mesnili</i></p>	<p>Végétative</p>	<ul style="list-style-type: none"> • En amande aplatis.Possède 3 flagelles antérieurs et libres, le 4^{ème} est logé dans l'entonnoir buccal qu'on appelle cystotome. <p>Possède un sillon de torsion sur toute la longueur →déplace par des mouvements en tire bouchon.</p>	<p>Non pathogène</p>	 <p>Figure 12 :Forme végétative de <i>Chilomastixmesnili</i> (ANOFEL,2017)</p>
	<p>Kystique</p>	<ul style="list-style-type: none"> • Periforme (le plus petit des kystes et le plus difficile à rechercher) • Possède un gros noyau. • Des résidus flagellaires. • Paroi épaisse et très réfringente <p>(Magne et Savel,1970)</p>		 <p>Figure13 : Forme kystique de <i>Chilomastix mesnili</i>(ANOFEL,2017)</p>

Protozoaires Flagellés intestinaux <i>Trichomonasintestinalis</i>	Végétative (trophozoïte)	<ul style="list-style-type: none"> • En amande. • 5 flagelles dont un se dirigeant vers l'arrière et qui soulève la membrane ondulante. (viane,2007)	Trichomonas intestinale	 <p>Figure 14 : Forme végétative de <i>Trichomonasintestinalis</i> (ANOFEL ,2021)</p>
--	-----------------------------	--	----------------------------	---

1.3.3 Tableau 03 : Les Ciliés

Parasite	Forme	Description	Maladie	Image
Protozoaires Ciliés <i>Balantidium Coli</i>	Végétative	<ul style="list-style-type: none"> • Ciliée ovoïde totalement cilié (Wery et Paskoff,1995). • Présente un péristome. Vacuole. • 2 noyaux : M Macronucléus (réniforme). Micronucleus (punctiforme). (Belkaid et al,2013).	Balantidiose (pathogène)	 <p>Figure15:forme végétative de <i>Balantidiumcoli</i> (CDC,site9)</p>
	Kystique	<ul style="list-style-type: none"> • ronde. Paroiépaisse. Des vacuoles2 noyaux (macronucléus et micronucleus) (Guillaume,2007). • Les kystes sont retrouvés dans les selles solides et pâteuses (Fall,2006) 		 <p>Figure16:forme kystique de <i>Balantidiumcoli</i> (ANOFEL ,2014)</p>

1.3.4. Classe des stramenophile (Stensvold et Graham, 2016).

1.3.4.1. *Blastocystis sp* :

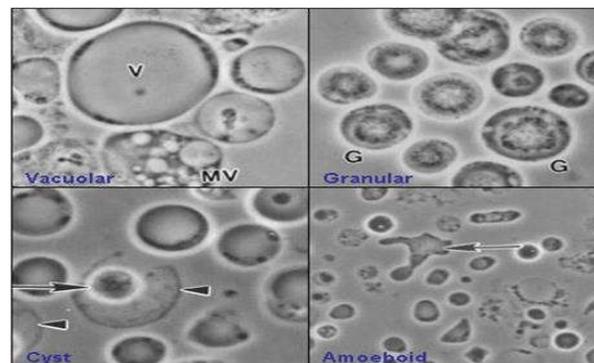
Ou maladie de Zierdt et Garavelli, est une parasitose cosmopolite due à *Blastocystis sp*, protozoaire intestinal défini avec un tropisme bien (El Safadi, 2014), unicellulaire eucaryote et strictement anaérobie rencontré chez l'homme et la plus part des animaux.

Il est à ce jour le parasite intestinal le plus fréquemment retrouvé dans les selles humaines (El Safadi, 2014), Il apparaît aujourd'hui de plus en plus comme un **pathogène émergent**, et on estime que plus d'un milliard d'individus peuvent être porteurs de ce parasite (Parija et Jeremiah, 2013). En effet, sa prévalence est très variable, elle peut atteindre les 20% dans les pays développés et dépassent largement les 50% dans les pays en voie de développement. Cette différence de prévalence entre ces pays est certainement liée au mode de transmission oro-fécal et peut essentiellement s'expliquer par des conditions d'hygiène plus précaires (El Safadi, 2014).

Les analyses moléculaires ont conduit à la découverte d'une grande diversité génétique au sein du genre *Blastocystis*. Actuellement, on ne parle plus d'espèces de *Blastocystis* mais de 17 sous types génétiquement distincts (Jianguang, 2018).

1.3.4.2. Morphologie du parasite :

La caractéristique majeure de cet organisme est son polymorphisme se traduisant par une variation importante de sa taille et par l'existence de différentes formes (El Safadi, 2014), dont 4 sont majoritaires : vacuolaire, granulaire, kystique et amiboïde. (Stensvold et Graham, 2016), et c'est ce pléomorphisme qui a conduit à la confusion et à la mauvaise classification dans la littérature (Robyn, 2015). En effet, la taille, la forme et le type de forme du parasite dépendent du sous-type particulier, de l'âge et des conditions de culture (Tan 2008 in Robyn, 2015).



A : forme vacuolaire B : forme Granulaire C : forme kystique D : forme Amiboïde

Figure16 : Les quatre Formes de *Blastocystis* (Valentia Lim Zhining, 2006).

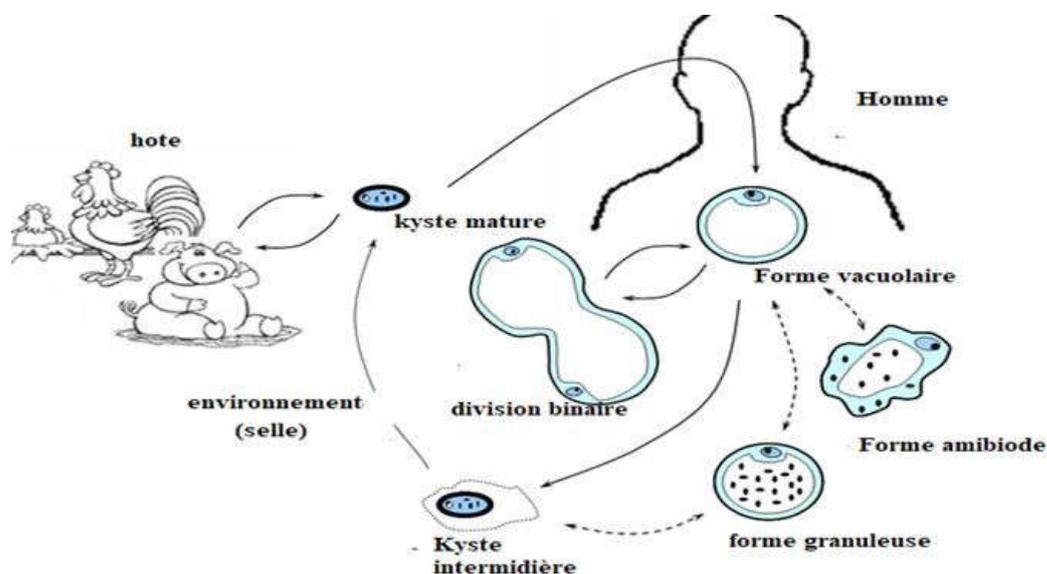
1.3.4.3.Mode de contamination :

Actuellement, il est admis que le mode de contamination par *Blastocystis sp* est oro-fécal (Yoshikawa et al, 2004) par la forme kystique, laisse supposer que la contamination est liée aux mauvaises conditions d'hygiène, notamment à travers la consommation d'eau et d'aliments souillés.

1.3.4.4.Cycle parasitaire :

L'enkystement se produit lors de passage dans le gros intestin et les kystes vont éliminer par les selles.

Pendant le développement du kyste de *Blastocystis sp*, il exprime différents modes de reproduction (diffusion asexué, bourgeonnement, fission multiple et schizogonie (Figure17)(Tan, 2004)



1.3.4.5.Pouvoir pathogène:

Son caractère pathogène reste controversé notamment en raison de l'existence de porteurs asymptomatiques mais l'accumulation récente de données génomiques et épidémiologiques couplées à celles d'études in vivo et in vitro et de cas cliniques indique que l'infection par *Blastocystis sp* est associée à une variété de troubles gastro-intestinaux, et ce dernier pourrait jouer un rôle majeur dans une pathologie intestinale chronique fréquente dans les pays industrialisés comme le syndrome du côlon irritable, dans l'apparition de lésions cutanées comme l'urticaire et il serait très fréquent chez les patients immunodéprimés, ainsi il pourrait être considéré comme un parasite opportuniste (El Safadi, 2014).

1.4. Les principaux helminthes digestifs de l'homme :

Les Helminthes (vers) sont des endoparasites, ils vivent à l'intérieur du corps de l'hôte. Il regroupe les vers parasites répartis en deux embranchements principaux : les Plathelminthes (vers plats) et les Némathelminthes (vers ronds) (Garba Gambri, 2013).

1.4.1 Les Plathelminthes :

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

1.4.1.1 Les cestodes :

Les cestodes sont des vers parasites de nombreuses espèces animales et aussi l'homme (Bouréet et al, 2012).

a. *Tænia saginata* :

Parasite spécifique de l'homme, se développe dans l'intestin grêle, les œufs sont ronds, le ver adulte possède deux coques le scolex muni de quatre ventouses, ni rostre, ni crochet

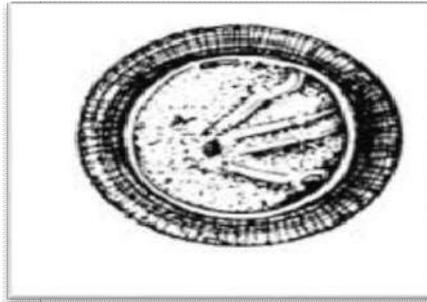


Figure 18: Schéma présenté œuf de *T. saginata* (Belkaid *et al.*, 1992).

b. *Tænia solium* :

Est un vers plat rubané, identique de *Tænia saginata* (Pandey et ziam, 2010 ; John, 2002). Le scolex possède un rostre muni de quatre crochets

c. *Hymenolepis nana* :

Parasite cosmopolite, localisé dans la dernière partie de l'intestin grêle, l'adulte ; scolex porte quatre ventouses et une couronne de 20-30 crochets et un rostre rétractile (Rifai, 2017). Les œufs hexacanthés émis dans les selles mesurent 30 Um à 50 Um de diamètre (photo en annexe) (ANOFEL, 2014).

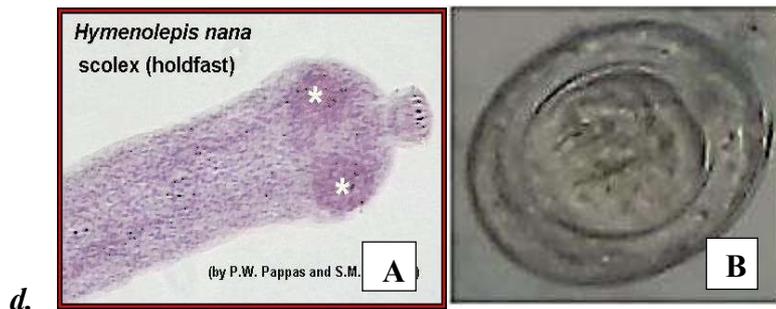


Figure19 : Morphologie d'*Hymenolepis nana* ;**A**:adulte;**B**:œuf (ANOFEL,2014)

1.4.1.2.Les Trématodes :

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

- a) Douves : Ce parasite est hermaphrodite, il est responsable de la distomatose chez l'animal et l'homme qui est en relation avec les habitudes culinaires (Guillaume,2007). Il existe plusieurs espèces éliminant leurs œufs par la voie intestinale (Belkaid et al.,1992)
- b) Schistosomes : Les schistosomes ou les bilharzioses sont des vers hématophages à sexes séparés, vivants au stade adulte dans le système circulatoire des mammifères(Magalhães et al.,2011).

1.4.1 1.4.2.Les Némathelminthes :

Les némathelminthes sont caractérisés par un corps cylindrique non segmenté revêtu de téguments durs, leur système digestif est généralement complet. La majorité sont gonochorique (sexes séparés) ; les mâles plus petits que les femelles (Guillaume, 2007).Elles sont présentées selon le mode de contamination :

Par voie digestive : *oxyurose*, *ascaridiose* et *trichocéphalose*Etc.



Figure20 :Morphologie d'*E. vermicularis*



Figure 21 :Morphologie d'*A.lombricoïdes*
(CDC, 2017)

2. Les signes cliniques :

Les signes cliniques des parasitoses intestinales peuvent varier en fonction du parasite en cause. Voici quelques symptômes courants associés à ces infections :

Peuvent inclure un prurit anal, la présence d'anneaux blancs dans les selles, les sous-vêtements ou le fond de la douche, des troubles intestinaux tels que des douleurs abdominales,

des diarrhées, des nausées, des vomissements, une constipation, des troubles de l'appétit (anorexie, boulimie), de la fatigue(Saybou, 2012).

Certaines parasitoses peuvent avoir des complications plus sévères, telles qu'une occlusion ou perforation intestinale, une angiocholite, une pancréatite aiguë, etc. Les symptômes peuvent varier selon le type de parasite intestinal et la gravité de l'infestation :

- **L'Amibiase** est due à un Protozoaire *Entamoeba histolytica*, seule amibe pathogène de l'homme, c'est une maladie liée au péril fécal, strictement humaine qui touche de 5 à 10% de la population mondiale (Tierry,1994).

Définition de l'OMS : Amibiase maladie : Etat pathogène dans lequel l'organisme héberge *Entamoeba Histolytica* avec ou sans manifestations cliniques. (OMS,1996).

Elle se manifeste cliniquement sous deux formes principales :

- L'Amibiase intestinale aiguë : caractérisée par un syndrome dysentérique typique associant douleurs abdominales, exonération fécale et absence de fièvre.

- L'Amibiase extra-intestinale : douleur de l'hypochondre droit, fièvre et hépatomégalie pour l'amibiase hépatique qui peut s'étendre au poumon et se disséminer dans d'autres organes (Anofel,2014).

- **La Blastocystose** : pathogénicité est contre versée parfois diarrhées d'importance très variable et associée à une variété de troubles gastro-intestinaux , et ce dernier pourrait jouer un rôle majeur dans une pathologie intestinale chronique fréquente dans les pays industrialisés comme le syndrome du côlon irritable, dans l'apparition de lésions cutanées comme l'urticaire et il serait très fréquent chez les patients immunodéprimés , ainsi il pourrait être considéré comme un parasite opportuniste (Laurens,2010).
- **La Giardiose** : est causé par *Giardia Intestinalis*,qui se manifeste par une diarrhée sous forme de selles pâteuses et glaireuses accompagnés de nausées et douleurs abdominales, un mal absorption chez l'enfant pouvant aller à un retard staturo pondéral (Mange,1997).
- **L'Oxyurose** :est causée par *Enterobius vermicularis* responsable d'une parasitose digestive très fréquente, plus particulièrement chez les enfants. Le cycle est strictement humain. La contamination se fait par ingestion d'œufs présents dans l'environnement, particulièrement infectants car directement embryonnés à la ponte .le diagnostic sera évoqué devant la présence d'un prurit anal nocturne, d'une irritabilité ou de trouble du sommeil, en particulier chez les enfants. Une hyper éosinophilie modérée est parfois présente. Il s'agit d'une parasitose habituellement bénigne. Un prurit anal, essentiellement le soir au coucher, est fréquent. Il peut s'accompagner d'irritabilité et de troubles du sommeil (Anofel, 2017).

Cependant, il existe également des souches de ces parasites qui ne sont pas pathogènes. Ces variantes non pathogènes peuvent coexister avec l'organisme humain sans causer de maladie significative. La présence de parasites non pathogènes soulève des questions importantes sur la diversité génétique et le rôle potentiel de ces organismes dans le microbiote intestinal humain.

3. Coprologie parasitaire :

La coprologie parasitaire ou examen parasitologique des selles (EPS) est la recherche et l'identification des parasites intestinaux de l'homme, et extra digestifs mais qui éliminent leur forme de dissémination par les selles (Flourié,2003)

L'EPS mettra en évidence une partie de parasites (anneaux de *Tænia*), une forme évolutive du parasite (larves et œufs d'helminthes), ou la forme définitive du parasite (adultes d'helminthes).

C'est un examen qui possède néanmoins des limites (Achir,2019) :

Lors de l'oxyurose, la ponte ovulaire se fait au niveau de la marge anale et non pas dans l'intestin, l'EPS est souvent faussement négative.

Le *Tæniagasinata* élimine des proglottis murs en dehors de la défécation en forçant le sphincter anal.

Il faut toujours avoir à l'esprit qu'il existe des phases chronologiquement négative, particulièrement pour les amibes. Il faut donc savoir répéter l'examen à quelques jours d'intervalles

Enfin, quand le parasites est immature : c'est la phase de migration larvaire des helminthes ou seul l'examen séro- immunologique permettra le diagnostic.

3.1 Les indications de l'EPS

a. Indications majeures :

- Diarrhée aiguë de plus de 3 jours résistante au traitement symptomatique
- Diarrhée chronique (plus de 4 semaines)
- Signes digestifs non spécifiques divers (douleur abdominales, vomissements, anorexie, boulimie, dyspepsie, épreintes et /ou ténésme, prurit anal)
- Hyper éosinophilie sanguine

b. Indications recommandées :

- Il peut s'agit d'un examen systématique par exemple après un long séjour en zone chaude du globe ou dans le cadre d'une embauche (cuisiner, égoutier...) dans le cadre du contrôle sanitaire à titre de prévention d'une transmission oro-fécale (Rousset, 1993).

3.2. Les Techniques utilisées dans la coproparasitologie :

Il est nécessaire qu'il y ait à la fois un examen macroscopique et un examen microscopique (El Abriti, 2020).

3.2.1. Examen Macroscopique :

Avant tout examen sur les selles, un examen macroscopique doit être réalisé

L'examen macroscopique fait référence à l'observation visuelle directe des caractéristiques externes d'un objet ou d'un échantillon (Kumar et al, 2020)

Cet examen nous a permis d'observer à la fois :

La couleur :

- Brune : couleur normal
- Jaune ou ocre présence de bilirubine et stercobilinogene
- Verte produits d'oxydation de la bilirubine
- Décolorée liée à un obstacle sur les voies biliaire
- Noire : présence du sang digéré ou exogène médicaments à base de charbon
- Rouge en surface s'il s'agit de sang dans la masse fécale lors d'ingestion de betteraves ; de carmin

La consistance des selles, qui peuvent être normales, liquides, molles ou dures.

Eléments surajoutés : la présence d'anneaux de tænia, d'ascaris adultes, d'oxyures adultes et même de larve d'anguillules (Raymond, 2003)

3.2.2. Examen Microscopique :

L'examen est crucial afin de détecter les œufs et les larves des helminthes, les kystes et les formes végétative des amibes et des flagellés, ainsi que les oocystes des coccidies et les spores des micro sporidies (Kaci et al, 2020).

3.2.2.1. Examen microscopique 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. Une telle préparation se fait directement à partir de la selle. Est en soluté physiologique est employée surtout pour mettre en évidence les œufs et les larves de vers, ainsi que les formes végétatives et les kystes de Protozoaires, détecter principalement les trophozoïtes mobiles des Protozoaire (Thivierge, 2014).

3.2.2.2. Examen après concentration :

La concentration a pour but de réunir dans un faible volume les éléments parasitaires initialement dispersés dans une grande masse de fèces mais sans intérêt pour les formes végétatives qu'elles altèrent.

Elles sont classées en deux groupes, les méthodes physiques et les méthodes physico-chimiques ou diphasiques.

Cet examen aide à trouver autant de parasites et d'œufs que possible tout en laissant peu de résidus, il est recommandé de faire au moins deux techniques de concentration de principe différents (Ouraiba et al, 2014).

3.2.2.3. Les méthodes physiques :

elles sont basées sur la différence de densité existante entre le parasite et le réactif diluant. On distingue les techniques de sédimentation et les techniques de flottaison.

a) Les techniques de sédimentation :

elles utilisent comme diluant un réactif dont la densité est inférieure à celle des parasites.

Parmi ces techniques figurent :

Méthode par sédimentation simple : elle est dite méthode de Barbosa à l'eau du robinet.

b) Méthodes par flottaison :

elles utilisent des diluants dont la densité est supérieure à celles des parasites. Ces derniers plus légers vont flotter à la surface (Bâchi, 2020).

Parmi ces techniques on retiendra :

c) Méthode de Willis :

elle utilise également du Na Cl à 25%.

La selle est diluée avec du Na Cl à 25% dans un verre à pied et on laisse sédimenter quelques secondes. Par la suite on remplit un tube conique jusqu'à l'obtention d'un ménisque à concavité supérieure. On dépose alors une lamelle au-dessus et on laisse en contact 15 minutes. Au bout de ce délai on retire la lamelle qu'on dépose sur une lame porte objet pour l'examiner (Belkaid *et al.*,1982).

Elle présente un intérêt pour les œufs d'ankylostomes et d'*Hymenolepis nana*.

3.2.2.4. Méthodes physico – chimiques ou diphasiques :

Principe de base :

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

la balance penche en faveur des groupements hydrophiles se retrouvent dans la phase aqueuse et se déposent au fond du tube de centrifugation alors que ceux dont la balance penche vers les groupements lipophiles se retrouvent au contact de la phase organique (Bachi, 2020).

Parmi les nombreuses techniques diphasiques on retiendra :

a) Méthode de Ritchie :

elle utilise de l'eau physiologique à 0,9% et du formol à 10%. On réalise une suspension de selles dans de l'eau physiologique et après une série de centrifugations/décantations (avec de l'eau physiologique toujours) on reprend le dernier culot dans du formol à 10%. On émulsionne avec de l'éther et on examine le culot de centrifugation. Elle est indiquée pour les œufs d'helminthes et les kystes de protozoaires mais c'est une technique trop longue pour être pratiquée en routine.

b) Méthode de Ritchie simplifiée par Allen et Ridley :

elle utilise uniquement le formol à 10% avec lequel la selle est diluée. Elle a les mêmes indications que la technique de Ritchie, cette méthode peut également être utilisée sur des échantillons de selles conservés dans du formol pour des études épidémiologique, elle est efficace pour concentrer les œufs de parasites comme ceux de *Cryptosporidium*, d'*Ascaris* et de schistosomes (Marijon et al, 2020)

c) Méthode de Bailenger :

elle utilise un tampon acéto - acétique à Ph5

3.2.2.5. Techniques spéciales :

a) Méthode de Kato katz :

c'est une technique d'**éclaircissement** dans une préparation de selles rendue translucide qui permet de mettre en évidence des œufs d'helminthes et des larves d'anguillule dans une quantité relativement importante de selles mais sans valeur pour les protozoaires.

Elle utilise comme matériel des rectangles de cellophane de 2 sur 5cm imprégnées 24 heures auparavant dans une solution éclaircissante composée de glycérine, d'eau distillée et d'une solution aqueuse de verte malachite à 3%.

b) Méthode de Graham ou scotch test anal :

c'est une technique indiquée dans le diagnostic de l'oxyurose et le téniasis à *Tænia saginata*. Elle consiste à appliquer un morceau de cellophane adhésive, le matin avant toute défécation et toute toilette, sur le pourtour anal du malade en gènu-pectorale et en appuyant pour bien pénétrer les plis anaux et péri anaux. On retire par la suite le morceau de scotch pour le coller sur une lame porte objet (Belkaid,1992).

La lecture se fait au microscope optique grossissement X10.

3.2.2.6. Technique de coloration :

a) Coloration de Ziehl-Neelsen modifiée :

Cette coloration de frottis de selles est utilisée principalement pour la mise en évidence des Oocystes, après concentration par la technique de Ritchie.

Principe : La coloration de Ziehl-Neelsen repose sur la capacité de certain parasite (bacille acido alcoolo résistant BAAR) à retenir un colorant rouge appelé fuchsine carbolique lorsqu'elles sont soumises à une décoloration à l'acide-alcool.

Résultats : des Oocystes en rouge vif sur un fond vert (Alaoui, 2010).

3.2.2.7.Culture en parasitologie :

elles ne sont pas utilisées en routine mais présentent plutôt des indications spécifiques comme elles nécessitent des milieux spéciaux et un suivi sur plusieurs jours.

a) Culture d'amibes :

On le met en œuvre que lorsque les examens microscopiques ont été négatifs et lorsque cliniquement l'Amibiase est le diagnostic le plus vraisemblable. Elle peut rendre service lorsque l'identification imprécise est gênée par un nombre réduit de trophozoïte. La culture en accroît le nombre.

Il existe plusieurs types des milieux de culture utilisée en parasitologie pour lesquelles on peut citer le milieu Dobell et Laidlow constitué de deux parties, un support solide constitué de sérum de cheval coagulé et une phase liquide de Ringer, Milieu LMS, Milieu de Cleveland et Collier etc.(Bachi,2015).

b) Culture des helminthes :

Si les tests de concentration ne détectent pas d'Ankylostomose ou de Strongyloïdose, une culture à partir d'une plus grande quantité de selles peut révéler la présence de ces parasites. Cette méthode permet de distinguer les larves de l'ankylostome et d'anguillule.

3.2.2.8. Détection des coproantigènes :

À côté de l'examen parasitologique classique, il existe de nouvelles techniques permettant non pas d'observer le parasite mais de détecter ses antigènes dans les selles. Parmi ses techniques existe un kit ELISA spécifique d'*Entamoeba histolytica*, utilisant des anticorps monoclonaux spécifiques de protéines d'adhésion ou de protéines internes, et qui permet de faire un diagnostic différentiel d'espèces entre *Entamoeba histolytica* et *Entamoeba dispar*.

En plus du kit Elisa, il existe un kit IFD pour la recherche des oocystes de *Cryptosporidium* et qui utilise également des anticorps monoclonaux dirigés contre des déterminants antigéniques de la paroi des oocystes. Les oocystes marqués présentent une fluorescence jaune vert intense au microscope à UV (Rousset,1993).

- Après avoir défilé toutes les techniques pour faire un bon examen parasitologique des selles, un seul résultat négatif n'a pas de valeur diagnostic il faut répéter 3 examens de selles à 3 jours d'intervalles pour conclure la négativité de l'examen et rendre sa sensibilité acceptable
- Pour pallier à certaines limites de l'examen parasitologique des selles (microscopiste qualifié, sensibilité moyenne), des techniques plus sensibles ont été mises au point et sont disponibles dans le commerce

3.2.2.9. Biologie moléculaire :

Dès les années 90, l'approche moléculaire dans le diagnostic des parasites intestinaux a permis d'atteindre une sensibilité et une spécificité bien meilleure. D'abord des PCR conventionnelles « maison » ont été développées pour pratiquement tous les parasites du tube digestif humain (amibes, flagellés, coccidies, champignons opportunistes tels que microsporidies et *Blastocystis* (Stramenophile).

Plus récemment la PCR en temps réel (RT PCR), est la plus largement utilisée notamment dans laboratoire de référence (risque de contamination et couts réduits) en parallèle ou parfois en alternative à l'examen microscopique.

Désormais l'ADN est extrait directement à partir de la selle, et peut se faire de manière automatisée.

Dans les enquêtes d'épidémiologie, la sensibilité et la spécificité ainsi améliorées par l'outil moléculaire (1PCR > 3EPS) ont permis de multiplier au minimum par 2 les prévalences établies par l'examen microscopique (*Blastocystis*, *DientamoebaFragilis*) et de préciser celle du groupe *EntamoebaHistolytica / dispar*(Achir,2020).

Inconvénients :

- Demande du temps (de l'extraction de l'ADN jusqu'à l'identification).
- Le cout des consommables et du matériel est ainsi élevé.
- Limitée par la disponibilité et la fiabilité des séquences existantes dans Genbank. (Onrapk Reamtong, 2013)

3.2.2.10. MALDI-TOF :

A la fin des années 1990 l'approche protéinique et apparue pour identifier les microorganismes.

Principe : Spectromètre utilisant une source d'ionisation laser assistée par une matrice (MLDI= matrice-assisted laser Désorption/ionisation) et un analyseur à temps de vol (TOF=Time-Of-Flight).

Avantages :

- MALDI-TOF MS est un outil promoteur pour l'identification, donnant des résultats fiables et dans un délai plus court que les méthodes habituelles, technique simple, manipulation brève et une analyse rapide des données ; consommables peu couteux ; le lecteur des résultats sont automatisés, identification précise des espèces, rapide, fiable et économique.
- Le MALDI-TOF a montré une grande importance en épidémiologie, en identifiant les sources de contamination, et cela pour un contrôle des maladies dans un contexte d'épidémie.
- Exemples : Discrimination des espèces phénotypiquement proches : la discrimination entre les trois espèces de référence *Entamoeba* (*E. Histolytica*, *E. dispar* et *E. moshkovskii*) (Calderaro et al, 2015).
- Détermination du sous type (ST) des isolats de *Blastocystis* divers ST pourraient être corrélés à la variabilité des manifestations cliniques, et la sensibilité aux médicaments. Une base de données à été construites pour cinq sous types : ST1, ST2, ST3, ST4 et ST8, le MALDI-TOF MS s'est avéré efficace pour discriminer efficacement les sous types de *BlastocystisSp*(Martiny et al, 2013).

L'application de la protéinique dans la recherche sur les parasites à fournie quelques découvertes précieuses, mais son utilisation et encore limitée aux laboratoires à cause d'exigences techniques, bien que les progrès de la technologie pourraient résoudre cette limitation dans l'avenir.

Une fois le diagnostic établi, il est impératif de passer à la mise en œuvre d'un protocole prophylactique basé sur les meilleures pratiques médicales afin de prévenir toute progression de la maladie ou l'apparition de complication ultérieures et les mesures primordiales pour lutter contre les parasitoses et les vers intestinaux qui sont très contagieux :

4. Prophylaxie et la lutte contre les parasites intestinaux :

La lutte contre les parasitoses intestinales met en œuvre un ensemble des mesures destinées à interrompre la transmission et à parfaire l'éducation sanitaire et sociale(Ndiaye,2006)..

Les mesures individuelles :

les règles d'hygiène

1. Laver les mains avant les repas et après un passage aux toilettes.
2. Couper court les ongles.
3. Laver régulièrement les vêtements et draps.
4. Observer une cuisson suffisante de la viande et du poisson.
5. Traiter régulièrement les animaux domestiques avec un vermifuge
6. Ne boire que de l'eau déclarée potable.
7. Eviter les crudités ou les rincer soigneusement avec une eau traitée (Desoubieux et al, 2011)
8. Un contrôle sanitaire régulier (examen parasitologique des selles chaque 6 mois) surtout pour le personnel cuisinier.

Les mesures collectives :

1. Lutte contre péril fécal (mise en place de toilettes et sensibilisation de la communauté à leur utilisation).
2. Consommer des boissons ou de l'eau en bouteille capsulée ou filtrée et désinfectée.
3. Contrôle médical des aliments vendus sur le marché.

Chapitre 2 : Matériels et méthode**1. Type d'étude :**

il s'agit d'une étude descriptive prospective mono centrique

2. Objectifs :

L'objectif principal de ce travail était de rechercher les parasites intestinaux en utilisant des examens parasitologique des selles de patients (internes et externes), obtenues entre avril 2023 et avril 2024 à l'unité de parasitologie de l'EPH de Boufarik afin d'objectiver leurs caractéristiques

Les objectifs secondaires : étaient multiples

- Déterminer leur fréquence dans la population consultant au service de parasitologie-Mycologie de l'EPH Boufarik
- Répertorier les éléments mis en place pour garantir des conditions adéquates à la prévention de contamination infectieuse
- Le suivi médical des travailleurs de la restauration collective (scolaire, universitaire ou hospitalier) ou privée.

3. Lieu et période d'étude :

- d'unité de Parasitologie Mycologie Laboratoire central de l'Etablissement public hospitalier (EPH) Boufarik
- du mois avril 2023 à avril 2024

4. Population D'étude :

- Critères d'inclusion : sont inclus les patients qui se sont présentés au niveau du laboratoire central de EPH Boufarik - unité de parasitologie Mycologie pour un contrôle sanitaire ou ceux orienté par un médecin suite à une symptomatologie suspecte que ce soit des patients immunocompétents ou des patient immunodéprimés (HIV) envoyés par le service d'infectiologie.
- Critères de non inclusion : on a exclu de notre étude tous les prélèvements dont les renseignements étaient incomplets.

5. Matériel :**5.1.Matérielles biologique :**

Notre étude a été portée sur 370 prélèvements de selles ou scotch test chez des patients qui se sont présentés au niveau du laboratoire central d'EPH Boufarik présentant des troubles digestifs ou dans le cadre de contrôle sanitaire.



Figure 23: prélèvement de la selle (photo originale, 2024)

6.2. Matériel non biologique :



Figure 24 : verre à pied et agitateur en verre



Figure25 : pipette pasteur



Figure 26: tube centrifuger 15 ml, conique et bouchon en caoutchouc



Figure27: pipette réglable avec embout



Figure28: Centrifugeuse



Figure29: Microscope optique



Figure30 : lame porte objet et lamelle couvre objet

7. Méthodes :**7.1. Préparation du malade :**

- Régime sans résidus :

Il est recommandé d'éviter certains aliments riches en résidus qui peuvent rendre difficile la réalisation d'une EPS pendant les trois jours précédents les prélèvements des selles, tels que les fruits contenant des cuticules non digérées comme les pêches, les abricots et les tomates, ainsi que les fruits à graines comme les figues, les fruits de la famille des rosacées notamment les pommes et surtout les poires, les légumes secs et les graines à enveloppes comme les haricots et les lentilles .De plus, il est conseillé de ne pas consommer d'aliments qui peuvent colorer les selles, tels que les betteraves, le charbon et le fumafer (un médicament) (Achir,1993).

En pratique, trois examens de selles sont prescrits à quelques jours d'intervalles (phases muettes) (Achir, 2019).

L'idéal serait d'examiner deux selles différentes pour un même malade :

Une selle de consistance normale (les kystes murs de protozoaires et les œufs d'helminthes sont plus aisément retrouvés dans les selles moulées et compactes que dans les selles liquides).

Une selle en période de diarrhée (les formes végétatives d'amibes sont plus abondantes dans les selles pâteuses et glaireuses)

7.2.La collecte de l'échantillon :**7.2.1.Prélèvement des selles :**

Il existe quelques recommandations pour un prélèvement de meilleure qualité :

Le patient doit fournir un échantillon de selles au laboratoire le matin, dans un récipient propre et sec portant une étiquette avec son identité.il est important de préciser au patient qu'il doit recueillir l'intégralité de ses selles dans le récipient, sans y mélanger d'urine, de papier hygiénique ou de fragment de coton. Si le patient est incapable de se déplacer, il est essentiel que l'échantillon de selle parvienne au laboratoire le plus rapidement possible afin d'éviter une baisse de la température, ce qui pourrait endommager les protozoaires présents sous forme végétative, un délai de 12 heures est maximal pour l'acheminement des prélèvements à température ambiante (Thivierge, 2014)

7.2.2. Conservation des selles :

La préservation des selles et des parasites peut être effectuée selon différentes méthodes, en fonction des objectifs spécifiques de la conservation. Parmi les méthodes les plus utilisées : le froid à +4 °C pendant 4 jours (délai maximal d'acheminement), l'eau formolée, merthiolate iode formol ; mélange fixateur à l'alcool polyvinylique ; on trouve l'utilisation d'une solution de formol, qui est le conservateur le plus fréquemment utilisé pour les échantillons des selles (Vlentin, 2009).

7.2.3. Fiche de recueil des données (interrogatoire du patient) :

Elle permet de fournir des éléments d'orientation du diagnostic elle doit contenir :

- Nom, prénom, sexe, âge du malade et son adresse (zone urbaine, rurale ou zone endémique), le statut immunitaire du patient.
- Signe clinique principaux : diarrhée, prurit anal, douleur abdominale, fièvre.
- **Examen associés** : hémogramme qui permet de déceler une anémie et /ou une hyperéosinophilie celle-ci peut se présenter par exemple avec une courbe en dents de scie en cas d'*Anguillulose* et une courbe de levier pour l'Ascarirose, vitesse de sédimentation reflète d'un syndrome inflammatoire, examen radiologique (Rousset, 1993).
- Idée des nouveaux traitements visant à dissimuler la présence des parasites présumés

Au cours de notre étude nous avons utilisé une fiche de renseignements renfermant les informations nécessaires relative à l'interrogatoire subit au niveau de la réception du service.

Etablissement Public Hospitalier de Boufarik

Laboratoire central

Unité de Parasitologie

N° :

**Fiche de renseignements
D'examen parasitologique des selles**

Nom : Prénom :

Age : sexe :

Service : Hôpital :

Motif de la demande :**Terrain et facteurs favorisants :**Déficit immunitaire : précisez**Tableau clinique :**

La fièvre Durée :

Diarrhée Nombre de selles par jours :

Douleurs abdominales :

Constipation :

Prurit anale :

Examens complémentaires :

Hyperéosinophilie

Traitement :

Antibiotiques : Durée

Traitement anti parasitaire :

Autres :

Résultats:

Examen macroscopique :

Examen direct :

Technique de concentration de Ritchie simplifié :

Technique de kato :

Technique de coloration de Zeihl Nielsen modifié

7.3 L'examen parasitologique des selles :

7.3.1 Examen macroscopique :

Il permet d'apprécier l'aspect des selles, au cours de l'examen sont notés :

-Consistance des selles : (liquides, molles, dure).

-Couleur : (Marron : couleur normale, Brun foncé : dans le cas de putréfaction, jaune ou noire).

-Aspect : (homogène, hétérogène ou grumeleux), s'attache surtout à repérer l'existence de : placards glaireux, muco-membrane et sang en plus ou moins mélangé aux selles.

7.3.2 Examen microscopique :

7.3.2.1 Examen direct :

il se pratique en réalisant une dilution dans un verre à pied une noisette de selle prélevée de plusieurs endroits de la masse fécale (pour augmenter la possibilité d'isoler le parasite) avec environ 10 volumes d'eau physiologique à 9 ‰, jusqu'à avoir une dilution optimum ni trop dilué ni trop concentré, laisser sédimenter

pendant 10 minutes, on pourra mettre l'eau au préalable à 37 °C (diagnostic de *Entamoeba histolytica*). C'est le seul examen qui permet de voir le parasite sous forme végétative (la forme mobile), et se fait en 2 étapes :

8.3.2.2 Examen à l'état frais :

sur une lame, déposer une goutte de la dilution de selle, puis placer- la entre la lame lamelle. La lecture des lames se fait au grossissement moyen x40.



1. Dilution de la selle dans de l'eau physiologique à 9 pour 1000.



2. Déposer une goutte de la dilution.



3. Observer au Gx10 puis Gx40.

Figure 31 : mode d'opération de l'examen à l'état frais.

7.3.2.3 Examen après la coloration au Lugol:

Déposer une goutte de la dilution avec une goutte de la solution de Lugol à 5 %

Recouvrir d'une lamelle

Observer au G x 10 au G x40

But d'utilisation de la coloration de Lugol : la coloration au Lugol est utilisée pour identifier des formes végétatives et les formes kystiques de protozoaires surtout d'amibes dans les selles.

Elle permet de mieux visualiser certains éléments d'identification : vacuole, noyau, caryosome (Radaody,2007).

7.3.3.Méthode de concentration des selles :

Un examen parasitologique bien conduit doit comporter deux techniques de concentration de principe différent (Radaody, 2007) :

La technique utilisée au cours de notre étude est la technique de Ritchie modifié par ALLEN et RIDLEY en 1981 qui est une technique physico chimique, en utilisant le formol à 10% et l'éther

Mode opératoire :

1. Dans un verre à pied mélanger une noisette de selles avec environ 10 volumes de solution de formol à 10% jusqu' à l'obtention d'une solution homogène.
2. Verser le mélange dans le tube à centrifuger conique jusqu' aux 2 /3 environ du volume
3. Ajouter un tiers d'éther di éthylique et laisser un 1 Cm vide
4. Boucher le tube et agiter vigoureusement pendant une minute jusqu' à l'obtention d'une émulsion homogène
5. Centrifuger pendant 3 minutes à: 1500tours /minutes. Après centrifugation, quatre phases sont obtenues, de haut en bas :
 - Couche d'éther chargée de graisse
 - Couche épaisse de débris lipophile
 - Couche aqueuse
 - Culot à examiner qui est censé contenir les parasites



Figure 32 : Résultat de la technique de Ritchie après centrifuger ; photo originale (2024) ;

Avec un seul jet on jette le surnageant et on garde le culot, à l'aide d'une pipette, on prend une goutte on la dépose sur lame et on rajoute une goutte de l'iode, et on couvre avec une lamelle, et on observe au microscope grossissement 40 (photo en annexe)

7.3.4 Méthode spéciale :

7.3.4.1 Méthode de Kato Katz :

C'est une technique d'éclaircissement des selles qui permet de distinguer rapidement au faible grossissement les œufs d'helminthes dans une préparation de selles rendue translucide

Réactif : des rectangles de cellophane fournis par l'OMS de 2 x 3 cm sont imprégnés par un séjour d'au moins 24 heures dans la solution éclaircissante.

Du point de vue pratique, on réalise un étalement de la selle qu'on recouvre avec la bandelette de cellophane et qu'on écrase par retournement sur un papier filtre. Les préparations sont lues 30 à 60 minutes après au faible grossissement comme elles peuvent être lues 24 heures après (les œufs à coque épaisse).



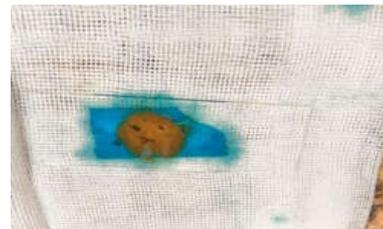
Imprégner le scotch avec le réactif Kato.



A l'aide d'un embout, prélever une petite quantité de selle et l'étaler en (Frottis épais) sur la lame.



Recouvrir la selle avec le scotch imprégné.



Ecrasement entre lame et papier filtre.

Figure 33 : Mode opératoire de technique de Kato.

7.3.4.2 Technique de scotch test :

Elle consiste à appliquer un fragment de papier collant transparent (Scotch de cahier) sur la marge anale, il faut bien appuyer sur la peau pour ramasser le maximum des squames,

Fixer le scotch sur une lame de verre puis examiner au microscope afin de rechercher les éléments qui s'y sont collés pour la recherche des œufs au microscope à des grossissements de G x10 puis G x 40.

7.3.5 Technique de coloration :**7.3.5.1 Coloration de Ziehl Neelsen modifiée par Henriksen et Pohlenz :**

La coloration de Ziehl-Neelsen est une technique de coloration utilisée pour identifier les bacilles acido-alcool-résistants (BAAR).

Mode Opérateur :

1. Etaler une goutte de culot de concentration, résultant de la technique de Ritchie, sur une lame et laisser sécher à l'air libre.
2. Ajouter une goutte de méthanol puis en mélange pour le fixe pendant 5 minutes.
3. Mettre les lames dans les boites de pétri, ensuite, nous le couvrons avec la fuchsine phénique à froid et laisser agir une heure.
4. Rincer à l'eau du robinet jusqu'à élimination de la fuchsine excédentaire.
5. Mettre la lame dans un bain d'acide sulfurique à 2% pendant 20 secondes.
6. Recouvrir les lames avec de le vert de malachite à 5% pendant 5 minutes.
7. Rincer à l'eau de robinet puis sécher à l'air libre.

Les oocystes de *Cryptospridium sp*, *Cyclospora sp*, *Cayetanensis*, *Cystoisospora belli*, apparaissent en rouge ou en fuchsia sur un fond vert (Bailenger1982).

8. Exploitation des résultats par les indices parasitaire :**8.1 La fréquence :**

La fréquence d'une valeur est égale à l'affectif de cette valeur divisé par l'effectif total.

$$\frac{\text{L'effectif} * 100}{\text{Effectif total}}$$

- F plus que 50 %, l'espèce est dominante (communs).
 - 10 % < F < 50 %, l'espèce est stellite (intermédiaires).
 - F < 10 %, l'espèce est rare
- (Valtonen et al, 1997)

8.2 Le sexe ratio :

Division du taux standardisé observé chez les hommes par le taux standardisé observé chez les femmes.

$$\frac{\text{Nombre des hommes}}{\text{Nombre des femmes}}$$

8.3 La richesse spécifique (ou totale) :

La richesse totale symbolisée par S est le nombre total des espèces que comporte le peuplement pris en considération. **(RAMADE, 1984).**

CHAPITRE3 : Résultats et discussion

Résultats :

Notre étude, a été réalisée au niveau du laboratoire central unité de parasitologie et mycologie de l'EPH de Boufarikdurant un an (d'avril 2023 à avril 2024). Nous avons examiné en totalité 370 échantillons provenant de 308 patients hospitalisés et externes.

Durant la période de mon stage (53 prélèvements ont été traités).

Les résultats obtenus sont illustrés par le tableau :

Tableau 04: Liste des parasites digestifs identifiés :

Embranchment	Classe	Espèces	Etat	N
Protozoaires 99.98%	Rhizopodes	<i>Dientamoeba fragilis</i>	Végétative	24
		<i>Endolimax nanus</i>	Kyste	16
		<i>Entamoeba coli</i>	Kyste	14
	Blastocystea	<i>Blastocystis</i> sp	Kyste	90
	Flagellés	<i>Giardia intestinalis</i>	Végétative	10
Métazoaires 0.1 %	Secernentea	<i>Enterobius vermicularis</i>	Œufs	2
S= 2		S= 6		Totale=156

S: larichesses totale,N: Nombre d'individu de chaque parasite.

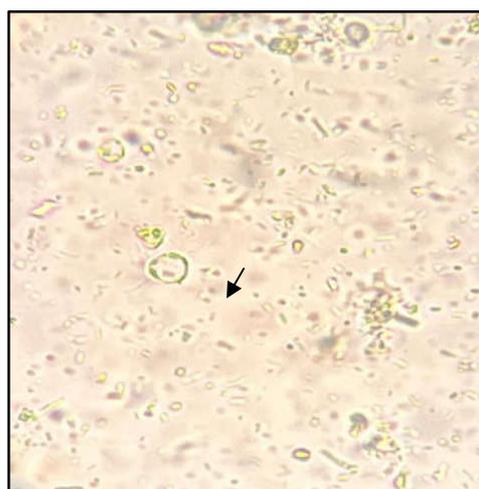


Figure34 : Kystes de *Blastocystis sp* sur un examen direct



Figure 35: Œufs d'*Enterobius vermicularis* sur scotch test



Figure36: Forme kystique de *Giardia intestinalis* (coloration au Lugol) G

A microscopic view showing several vegetative forms of <i>Dientamoeba fragilis</i> . The organisms are small, pear-shaped, and appear as pale, rounded cells with a distinct nucleus and a thin, wavy outer membrane. An arrow points to one of these forms.	A microscopic view showing several cysts of <i>Endolimax nanus</i> . The cysts are small, oval-shaped, and stained yellow. An arrow points to one of the cysts.
<p>Figure37: Forme végétative de <i>Dientamoeba fragilis</i></p>	<p>Figure38 : Kystes d'<i>Endolimax nanus</i> coloration au Lugol</p>
A microscopic view showing several different forms of <i>Entamoeba coli</i> . The organisms are small, rounded, and stained yellow. Three arrows point to different individual forms.	A microscopic view showing several cysts of <i>Entamoeba coli</i> . The cysts are large, oval-shaped, and stained yellow. An arrow points to one of the cysts.
<p>Figure39 : différents formes d'<i>Entamoebacoli</i> coloration lugol Gx40</p>	<p>Figure 40: kystes d'<i>Entamoeba coli</i> coloration au lugol G x40</p>

1. Fréquence d'infestation globale :

Les résultats de la fréquence d'infestation globale des 370 échantillons fécaux récoltés et examinés, révèlent que 162 échantillons étaient positifs, d'où une fréquence d'infestation de 44 %.

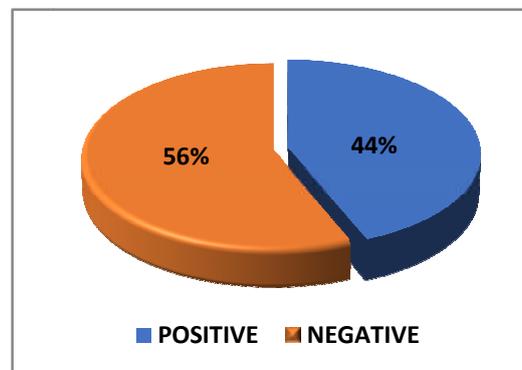


Figure 41: Fréquence d'infestation globale

2. Répartition des patients selon le sexe :

Les résultats obtenus montrent une prédominance masculine, une différence significative avec un pourcentage de 57.56% contre 42.43% de sexe féminin.

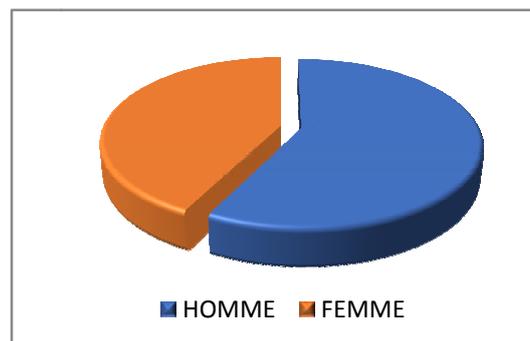


Figure 41 : Répartition des patients selon le sexe.

3. Répartition selon la tranche d'âge :

les résultats obtenus selon l'âge montrent que les patients dont la tranche d'âge comprise entre [45-60] ans sont les plus infectés (37.29%), suivi de la tranche d'âge oscillant entre [0-15] ans avec (23.51%).

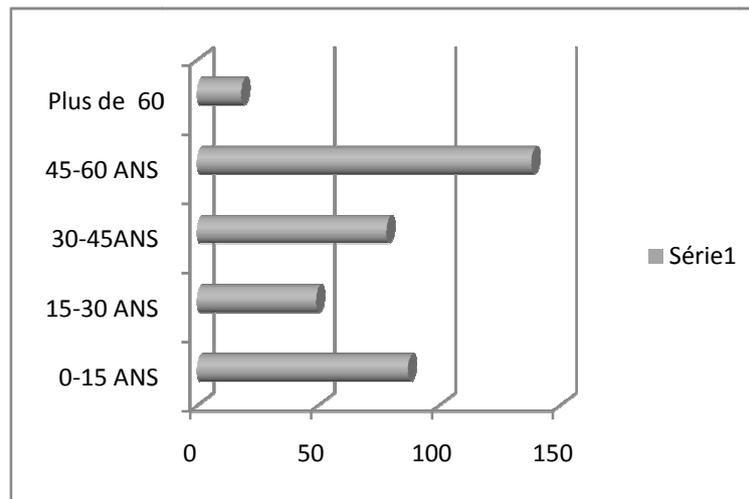


Figure42: Répartition des patients selon l'âge.

4. Répartition des patients en fonction de la provenance des échantillons :

Les résultats obtenus montrent que 92 % des prélèvements proviennent des malades externes, alors que 5.67 % des prélèvements sont ceux des patients internes reçus du service des Maladies infectieuses (MIF) ; **1.90%** du service pédiatrie, et 1 seul prélèvement issu du service des urgences (PU) **0.27%**.

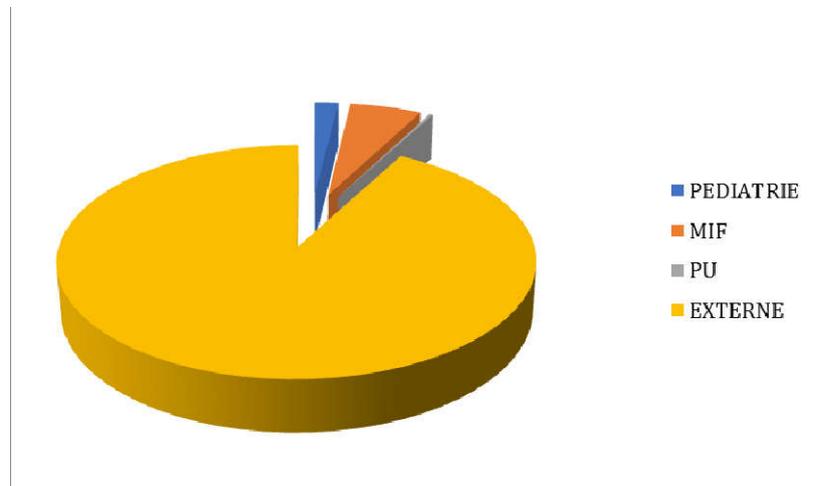


Figure 43: répartition des prélèvements externes et internes (en fonction des services).

5. Répartition des patients en fonction de l'examen demandé :

D'après cette **Figure 44** la majorité des patients de notre étude ont été envoyés pour une coproparasitologie avec un pourcentage de **96.21% (356cas)**, contre **3.78 % (14 cas)** envoyés pour un scotch test.

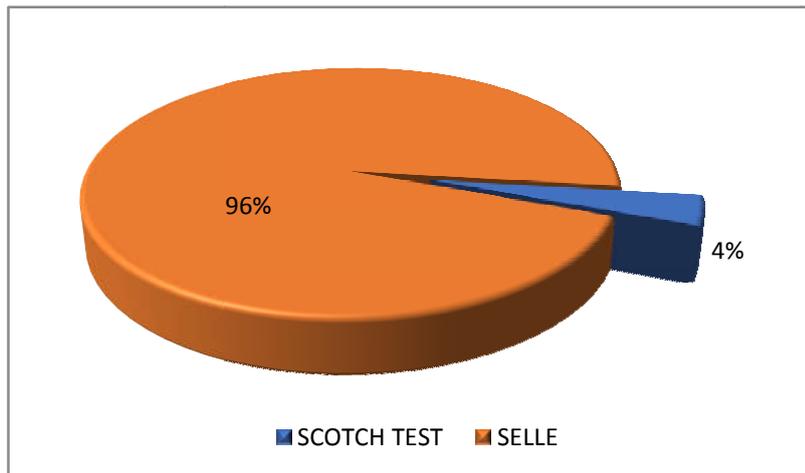


Figure 44: Répartition de la population étudiée selon l'examen demandé.

6. Répartition de la population étudiée selon le motif de demandé :

Selon les résultats de notre étude, 228 patients ont été adressés pour une coproparasitologie dans le cadre d'un contrôle sanitaire proactif avec un pourcentage de **61.62%**, contre **38.38%** des patients qui ont présenté des signes digestifs.

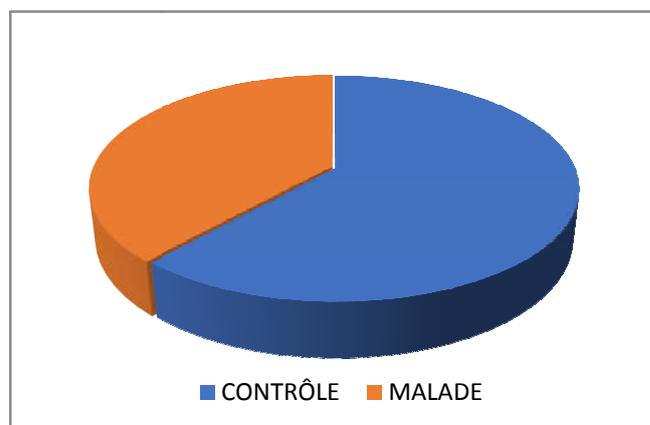


Figure 45: Répartition selon le motif de demandé.

Parmi les prélèvements à titre externe 61% ont été reçus dans le cadre du contrôle sanitaire effectué chez des travailleurs de la restauration collective (Ecole – université – cuisine hospitalière), les agents d'entretien des espaces verts,... etc. ; dont la prévalence de positivité est de 68 %prélèvements représentent le deuxième ou le troisième prélèvement de contrôle 56 patients de notre série font des contrôles réguliers.

Parmi les 228 prélèvements adressés pour un contrôle sanitaire ; 97 prélèvements sont revenus positifs, d'où une fréquence de 42,54 % de positivité.

7. Résultat de l'examen Parasitologique des selles :

Tableau 05 : En présence de parasites, une quantification est effectuée :

Quantification	Œufs ou larves d'Helminthes	Protozoaires
Rares	1 ou 2 par lamelle	1 ou 2 par lamelle
Quelques	3 à 5 par lamelle	1 par champs
Nombreux	Plus de 5 par lamelle	Plus de 1 par champs

En cas de résultat positif et si un traitement est nécessaire, un EPS de contrôle à 15 jours minimum post-traitement est recommandée. La présence de pathogènes controversés ou de parasites non pathogènes n'indique pas systématiquement un traitement, mais signe toutefois une contamination de la flore digestive par **le péril fécal**. Il est donc nécessaire de bien effectuer les 3 EPS, d'autant plus en présence de symptômes. La négativité d'un EPS n'élimine pas le diagnostic de parasitose du fait de l'excrétion intermittente. La période « muette » est de quelques jours pour les protozoaires mais de 3 à 12 semaines pour certains helminthes.

8. Résultats de l'examen macroscopique des selles :

Selon la figure, l'aspect normal des selles est le plus dominant (**58.64%**) dans notre étude. L'aspect mou représente un pourcentage de (**25.13 %**), les aspects :liquide et dure sont présents chez (**5.67%**) des patients. Une seule selle glaireuse est retrouvée chez 4 malades avec un pourcentage de (**1.08%**).

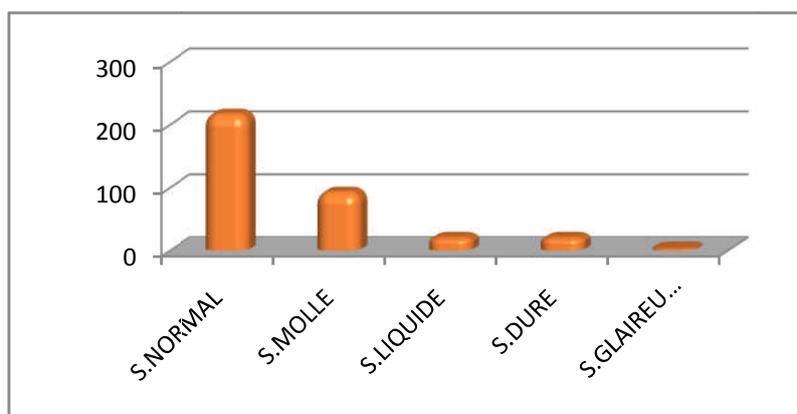


Figure46 : L'aspect des selles chez la population étudiée.

9. Répartition des cas positifs selon les espèces parasitaires :

Dans la présente étude et selon la figure, nous avons observé une variabilité des espèces parasitaires avec un taux différents. Pour les protozoaires, l'espèce la plus fréquente est *Blastocystis*sp retrouvé dans **90 prélèvements** de selles avec un pourcentage de **58.44%**,suivi de *Dientamoeba Fragilis* retrouvé dans **24 prélèvements** avec un pourcentage de **15.58%**, *Endolimax nanus* **10.38%**, *Entamoeba coli* (**9.09%**), et un taux **6.49%**pour *Giardia intestinalis*. Pour les Helminthes, une seule espèce a été identifiée, *Enterobiusvermicularis* retrouvée chez **2 patients0.1%**.

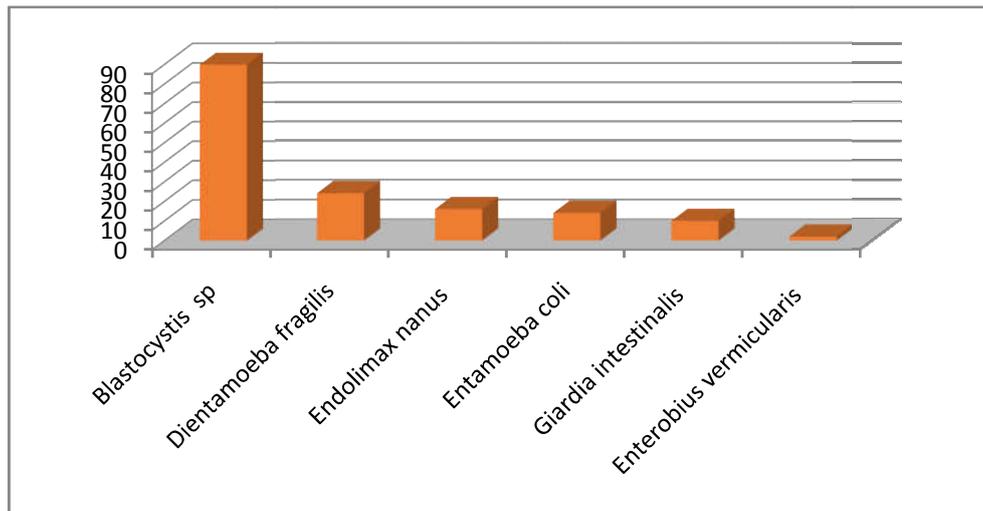


Figure 48: Répartition des espèces de parasites retrouvée

10. Répartition des cas positifs selon le type de parasitisme :

D'après la **Figure 48** nous constatons que sur les 162 prélèvements positifs, 118 présentent un mono parasitisme avec un taux de **72.83 %**, et 44 présentent un poly parasitisme soit un taux de **27.16 %**.

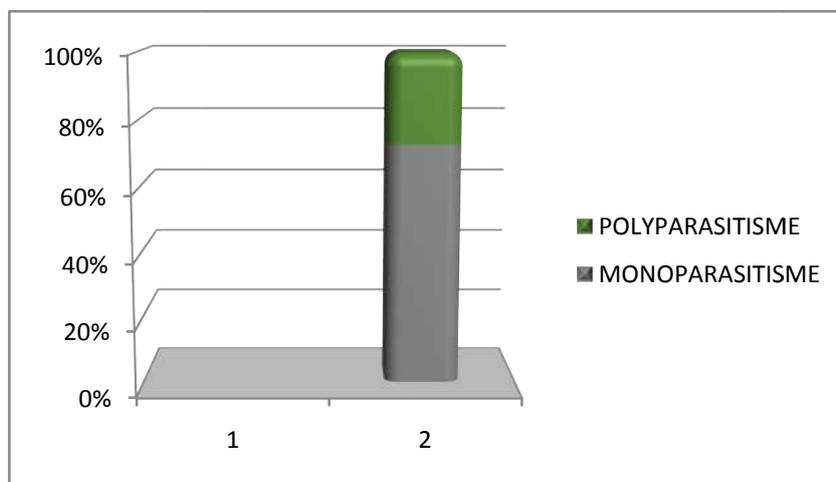


Figure 49: Répartition des cas positifs en parasites intestinaux selon le type de parasitisme.

11. Les éléments non parasitaires retrouvés dans les prélèvements :

La présence d'hématies, de leucocytes et de levures sont signalés.

- Les levures bourgeonnantes ont été retrouvées dans 26 prélèvements. Dont 10 ont été identifié comme *Candida albicans*, 7 *Candida spnon albicans*
- Les globules blancs étaient présents dans 12 prélèvements.
- Les globules rouges étaient présents dans 8 prélèvements.

12. Répartition selon les résultats de l'examen direct et de la technique de Ritchie :

	Nombre
Examen direct positif	160
Examen direct négatif etRitchie positif	2
Ritchie positif	162

Tableau 06: Répartition selon les résultats de l'examen direct et Ritchie.

Nous remarquons que la technique de Ritchie a corrigée deux fois les résultats de l'examen direct qui a donné un résultat négatif alors que Ritchie a montré la présence de parasite.

13. Technique de contraction (Kato katz) :

Nous avons reçu 356 selles dont les résultats se sont avérés tous négatifs.

14. Répartition selon la technique de coloration utilisée (Ziehl-Neelsen modifiée) :

Durant notre étude nous avons utilisé de Ziehl-Neelsen modifiée pour les patients hospitalisés (les sujets immunodéprimés en particulier les sidéens).

Sur 356 selles reçus 19 ont fait l'objet d'une coloration de Ziehl-Neelsen modifiée qui se sont révèlent tous négatif.

Discussion :

Notre étude menée au niveau du Laboratoire de parasitologie Mycologie de l'EPH de Boufarik Wilaya de Blida a pour objectif essentiel l'estimation de la fréquence des parasites intestinaux dans la région étudiée par un examen parasitologique des selles, en analysant les données selon le sexe, l'âge, service, et les symptômes cliniques, le motif de la demande. Pour valider nos résultats, nous les avons comparés à des études antérieures. Cependant, notre travail a été confronté à certaines limites :

- En effet, durant notre période d'étude on n'a pas pu retrouver assez de formes végétatives de Protozoaires car le délai d'acheminement des prélèvements de selles n'était pas respecté dans la plupart des cas (30 minutes). Ceci constitue un facteur de sous-estimation des taux que nous avons trouvés.
- Par manque de réactifs, nous n'avons pas pu utiliser beaucoup de méthodes pour approfondir notre étude.

Dans la présente étude, la fréquence des parasites intestinaux dans la population étudiée est de **44 %** (162 cas). La comparaison de nos résultats avec ceux de la littérature montre que :

En revanche ce pourcentage est largement supérieur à celui observé dans la région de Guadeloupe **Nicolas et al (2006)6,7%**. Supérieur aussi à celui observé par **Günduz et al, (2008)** en Turquie (**8.8%**), par **Cheikhrouho et al, (2009)** dans la région de Sfax en Tunisie (**26.6%**), et **Hamoud et al, (2010)** en Soudan **26.76%**. Ceci est expliqué par le fait que le niveau de vie et les conditions sanitaires en Guadeloupe, en Turquie et au Sfax sont meilleurs par rapport aux conditions au niveau de la ville de Boufarik.

Cette fréquence est beaucoup inférieure à celle rapporté à Ouagadougou (**79.3%**) (**Keintega, 2015**).

Les variations de la fréquence observée dans ces différentes études peuvent être expliquées par divers facteurs tels que le statu socioéconomique, les conditions climatiques, la pauvreté et les pratiques d'hygiène personnelles et communautaires.

En fonction de sexe, nous avons remarqué une prédominance du parasitisme du sexe masculin par rapport au sexe féminin **57.49%** vs **42.50%** avec un sexe ratio (H/F) de **1.35**. Cette prédominance du sexe masculin pourrait expliquée par les pratiques d'hygiène dans des professions particulières telles que la restauration, les agents d'entretien des espèces verts et la police. Ces résultats sont cohérents avec **Maamache(2021)** qui a montré la dominance des

parasites digestifs chez le sexe masculin avec une proportion de **60 %** comparativement aux sexe féminin **40 %**.

Nos résultats de la fréquence globale des consultants en fonction de l'âge concordent avec les résultats observés à Oran par **Bekouch et al.(2013)**. Nous avons remarqué que la tranche d'âge la plus fréquente correspond aux sujet adultes avec un taux de **76.49 %** de la population globale. Cette tranche d'âge est plus active et en contact avec le milieu extérieure.

Ceci pourrait s'expliquer par le fait que les échantillons reçus au niveau du Laboratoire de Parasitologie Mycologie étaient dans la plupart des contrôles sanitaires pour des travailleurs donc des adultes. Les enfants ont représenté uniquement **23.51 %** de la population étudiée.

Selon la provenance des prélèvements ,Les sujets externes représentent un pourcentage de **92%** de notre série, sont beaucoup plus nombreux que ceux hospitalisés et donc le nombre de cas positifs le plus élevé est enregistré chez les externes. Ceci s'explique par le fait que les parasitoses intestinales ne nécessitent pas une hospitalisation qui immobilise le malade et augmente les frais et les dépenses hospitalières, et que les patients hospitalisés sont déjà là pour d'autres soucis de santé et effectuent leurs EPS en cas de signes cliniques évocateurs et pour donner un diagnostic complet approfondi.

Parmi les prélèvements a titre externe **61%** ont été reçus dans le cadre du contrôle sanitaire effectué chez des cuisiniers, les agents d'entretien des espaces verts, et le personnel de la sécurité nationale Etc.

Parmi le total des prélèvements, 120 prélèvements représentent le deuxième prélèvement de contrôle 56 patients de notre série ont effectué des contrôles réguliers .

Selon les résultats de l'examen macroscopique des selles, les selles normales étaient significativement plus fréquentes, représentant **58.64 %** par rapport à celle de consistance liquide **5.67 %**. Par conséquent, après l'analyse parasitologique des selles, il est possible que tous les aspects soient positifs. **Zongo (2002)** à **BoboDioulasso** - et **Teindrebeogo(2011)** à l'Ouagadougou sont parvenus à la même conclusion.

Dans notre étude, le parasitisme intestinal était principalement attribuable aux protozoaires, représentant **99.9 %** des cas, par rapport aux helminthes qui ne représentaient que **0.1 %**. Et cela peut s'expliquer par le manque de méthodes spéciales pour le diagnostic.

- Nos résultats sont similaires à ceux rapportés au C.H.U d'Oran par **Benouis(2012)** **95.70 %** pour les Protozoaires contre **4.30%** pour les Helminthes, sont proches aussi de ceux observés à Sfax en Tunisie par **Cheikhrouhou et al. (2009)**, avec **96,5%** pour les Protozoaires et **3,5%** pour les helminthes. Ils sont par contre opposés à ceux observés en

Guadeloupe par Nicolas et al avec une prédominance des Helminthes avec un taux de **72.3%** contre **27.7%** pour les Protozoaires.

- Nous constatons qu'à Boufarik, Oran et Sfax les Protozoaires intestinaux prédominent, associé aux maladies liées au péril fécal, suggère une contamination importante de l'eau et des aliments par les matières fécales, ainsi qu'un manque de mesures d'hygiène. Ces espèces de parasites sont transmises sous forme kystique par l'intermédiaire essentiellement de l'eau de boissons consommée sans traitement préalable (la majorité de la population consomment l'eau de robinet) et par les crudités mal lavées (fruits, légumes...). Par ailleurs la prédominance des Helminthes en Guadeloupe est due aux conditions climatiques de cette zone géographique qui sont favorables au développement du cycle biologique de ces espèces.
- Nous avons observé au cours de notre étude une variabilité des espèces parasitaires avec une prédominance des protozoaires par rapport aux helminthes.

Le classement des espèces retrouvées par ordre décroissant est le suivant : Pour les Protozoaires, l'espèce la plus fréquente le *Blastocystis sp* avec un pourcentage de **58.44%**.

- *Blastocystis sp* est l'un des eucaryotes intestinaux les plus identifiés avec succès à ce jour, pouvant infecter un large éventail d'espèces hôtes, et il peut survivre dans leur intestin pendant des années (Stensvold et Graham, 2016). L'intérêt croissant porté à ce parasite s'est traduit par, la mise en place de nouvelles méthodes de diagnostic. Il apparaît aujourd'hui de plus en plus comme un **pathogène émergent**.

Actuellement, il est admis que le mode de contamination par *Blastocystis sp* est oro-fécal (Yoshikawa et al, 2004). En effet, la présence de la forme kystique dans le cycle du parasite, qui est capable de résister dans l'eau et les selles (Moe et al, 1996), laisse supposer que la contamination est liée aux mauvaises conditions d'hygiène, notamment à travers la consommation d'eau et d'aliments souillés.

Beaucoup d'études récentes suggèrent cette association entre l'infection par *Blastocystis sp* et une eau de mauvaise qualité, non filtrée ou non bouillie et des boissons mal conservées ainsi que la consommation de nourriture à risque (légumes crus ou non lavés, allaitement maternel...), représentant des facteurs de risque d'infection par *Blastocystis sp*. (Li et al, 2007a ; Dagci et al, 2008 ; Leelayoova et al. 2008 ; Velasco et al. 2011 ; Abdulsalam et al. 2012 ; Lee et al. 2012 ; Anuar et al, 2013 ; Tandukar et al. 2013 ; Londono-Franco et al, 2014 in El Safadi, 2014). Dans d'autres études, les échantillons des eaux usées influents et effluents traités étaient tous les deux porteurs de kystes de *Blastocystis* viables (**23%** et **7%** respectivement) (Banaticla et Rivera, 2011 in Robyn, 2015). Il est donc évident que

l'absence ou une efficacité limitée des structures de traitement des eaux usées apparaît comme une cause majeure de contamination des populations par *Blastocystis sp* (Nimri et Batchoun 1994 ; Li et al, 2007a ; Ithoi et al, 2011 ; Abdulsalam et al. 2012). Cela explique pourquoi *Blastocystis sp*. A été ajouté en 2006 par l'OMS dans la liste des parasites à rechercher dans le cadre d'une vérification de la qualité de l'eau de boisson

Un faisceau récent de données épidémiologiques, cliniques et génomiques a permis de supporter l'hypothèse de la pathogénicité de *Blastocystis sp*. Ainsi, l'association entre troubles digestifs ou urticaire et une infection par ce parasite a été confirmée. Cependant, le caractère invasif du parasite, son association avec d'autres pathologies et ses interactions avec l'hôte restent encore à clarifier (El Safadi, 2014). Toutes ces données renforcent l'idée que *Blastocystis sp* a certainement plus d'importance clinique qu'estimé actuellement. On a trouvé les mêmes résultats avec les résultats d'analyses microbiologiques de selles chez les agents de l'UCPA du CHU de Rouen lors des consultations de santé au travail de 2010 à 2020.

- *Dientamoeba Fragilis* est classée en deuxième avec un pourcentage de **15.58%**, alors que l'espèce *Endolimax nanus* est classée en troisième position avec **10.38 %** des sujets parasités par cette espèce.

Entamoeba coli occupe le quatrième rang avec **9.09 %** à des cas positifs.

Dridi et al, (2015) ont retrouvé une prévalence d'*Entamoebacoli* et *Endolimax nanus* (**25.62%** et **23.33%** des parasites isolés, respectivement). Ces taux sont élevés par rapport à nos résultats.

Dans le groupe de flagellés nous avons noté un taux de **6.49%** représenté par *Giardia intestinalis*. La fréquence de cette espèce est considérablement faible, ce chiffre est inférieur à celui retrouvé dans une étude faite en Tunisie par Cheikhrouhou et al, (2009) avec un taux de **17 %** et à celui observé par Bachta et al, (1990) dans l'Algérois avec un taux de **32.56 %**. L'absence des ciliés dans notre étude est peut être expliquée par l'absence de contact avec le réservoir du parasite (porcs) dans notre environnement.

Pour les helminthes, une seule espèce a été identifiée, *Enterobiusvermicularis*, avec un pourcentage de **0.66%**.

Selon les résultats obtenus, nous avons noté que le Monoparasitisme est présent chez **72.83%** des cas étudiés, alors qu'uniquement **27.16 %** ont présenté un Polyparasitisme. Le pourcentage de Monoparasitisme est inférieur à celui retrouvé dans le centre hospitalier de Kenitra par El Guamri et al, (2011) (**89.27%**), tandis que le taux de Polyparasitisme est supérieur à celui noté par Adoubrya et al, (2001) (**16.9%**) chez les enfants à Tamoudi (cote d'Ivoire). Cette forte proportion des associations de cas observé dans notre étude mettent les

conditions précaires telles que le risque fécal, le climat, ainsi que les défis en matière d'hygiène et d'assainissement.

- Toutes les résultats de technique de Kato Katz négatifs parce que on n'a pas trouvé des Helminthes.
- Tous les résultats de technique de coloration de Ziehl Neelsen négatifs suite à l'absence de Cryptosporidium.

Conclusion

Conclusion générale et recommandation

Les infections parasitaires intestinales chez les humains restent un défi de santé significatif, étant donné la croissance continue de ces parasitoses dans la population mondiale et vu le manque de données spécifiques dans la région de Blida., nous avons entrepris cette recherche afin d'évaluer la prévalence de ces infections parasitaires.

L'Objectif de cette étude est de déterminer le taux de prévalence de parasitoses intestinales dans la région de Blida. Les résultats de cette étude ont pour but de développer des mesures destinées à limiter l'extension de ces affections. Les méthodes utilisées permettent de mettre en évidence toutes les formes parasitaires pour une meilleure confirmation du diagnostic.

Une étude a été menée au Laboratoire de Parasitologie et Mycologie de l'établissement hospitalier de Boufarik-Blida. Durant 1 an (Avril 2023-Avril 2024). Tous les échantillons analysés ont été prélevés dans la région de Blida.

L'étude s'est portée sur 370 patients ayant fait objet d'un examen des selles, parmi eux 162 présentaient une parasitose intestinale, ce qui correspond à une fréquence de 44 %.

L'infestation notée pour le sexe masculin semble plus élevée que celle notée pour le sexe féminin avec un sexe ratio (M/F) de 1.35. Les patients externes ont enregistré le plus de cas positif.

Les espèces parasitaires retrouvées sont principalement des Protozoaires avec 99.9% : *Blastocystis sp* 58.44% (l'espèce la plus fréquente) suivie d'*Dientamoeba Fragilis* 15.58 % et *Endolimax nanus* 10.38 %. Les Helminthes représentent 0.66% avec une seule espèce, à savoir *Enterobius vermicularis*.

Ces parasites sont retrouvés seuls avec un pourcentage de 72.83% (Monoparasitisme) ou en association avec un pourcentage de 27.16% (Polyparasitisme).

Le taux d'infestation parasitaire intestinale était modéré parmi les sujets de notre étude. Le niveau d'hygiène oro-fécal semble être moyen au sein de notre population, indiquant qu'il reste encore beaucoup à faire pour le renforcer davantage.

Les résultats de notre étude soulignent l'importance d'instaurer des mesures de prévention à la fois collectives et individuelles. Il est essentiel de sensibiliser par le biais de l'éducation sanitaire et de concentrer nos efforts sur le dépistage et le traitement des individus porteurs de parasites, constituant ainsi le fondement de la prophylaxie des parasitoses intestinales.

REFERENCE BIBLIGRAPHIQUE

1. Association Française des Enseignants de Parasitologie et Mycologie (ANOFEL). <http://www-sante.ujf-grenoble.fr/SANTE.Disponiblesur:http://campus.cerimes.fr/parasitologie/poly-parasitologie.pdf> P39-40 consulté 02/2017
2. Afriad, Y. (2018). *Epidémiologie des parasitoses intestinales chez la population de la ville d'Agadir. Mémoire de fin d'études pour l'obtention du Doctorat En Médecine. Université CADI AYYAD. MARRAKECH, 114p Annexes Annexes Résumé.*
3. Alaoui, N. (2010). *La cryptosporidiose chez l'immunodéprimé et étude des cas d'hôpital Ibn Sina de Rabat. Thèse de doctorat.*
4. Amhaouch Z (2017). *Les parasitoses digestives au service de parasitologie – mycologie du Chu Hassan II – Fès. Université sidi Mohammed ben Abdellah faculté de médecine et de Pharmacie Fès pour l'obtention diplôme de spécialité médecine.*
5. ANOFEL, (2017). *parasitoses et mycoses des régions tempérées et tropical. Editions, Elsevier masson. PP1-500.*
6. Anonyme, 2014, *Association française des enseignants de parasitologie et mycologie (Anofel), Polycopie national, parasitologie médicale : Généralités et définitions. Université médicale virtuelle francophone. 411p*
7. *Association Française des Enseignants de Parasitologie et Mycologie Médicale ANOFEL, 2014.*
8. *Association Française des Enseignants de Parasitologie et Mycologie Médicale ANOFEL, 2014.*
9. *Association Française des Enseignants de Parasitologie et Mycologie Médicale ANOFEL, 2017.*
10. Bachi F –(2014)-*cours de coprologie parasitaire. Institut Pasteur d'Algérie, Service (Biologie parasitaire)-2014 : 20-5.*
11. Bailenger. J. *Coprologie parasitaire et fonctionnelle. Drouillard Edition. Bordeaux. 4ème édition. 1982.*
12. Belkaid M., Tabet Merrazo., Amrioui B., Zenaidi N., Bahbou M., 1992, *de laboratoire en parasitologie (examens directs). Ed Hydra – Alger. pp 53_117.*
13. Belkaid, M., Zenaidi N., Tabet Derraz O & Hamrioui B (2013). *Cours de parasitologie. Ed. Belkaid, Alger, T 01, P 43.*
14. Belkaid. M., Bahbou. M., Hamrioui. B., Aroua. H., Abtroun. N. *Guide pratique du laboratoire de parasitologie Tome I: examens directs, INE Sen Sciences Médicales d'Alger, Fevr 1986.*
15. Boudeffa, K., 2020. *Ecologie d'une population de Gobe mouches de l'atlas. Ficedula speculigera dans la région d'El-Kala ; 50p.*
16. Bourée, P., Dahane, N., Resende, P., Bisaro, F., & Ensaf, A. (2012). *Les cestodes et leur diagnostic au laboratoire. Revue Francophone des Laboratoires, 2012(440), 67-73.*
17. Benouis A, *Etude épidémiologique des parasitoses intestinales humaines dans la région d'Oran. Apport de techniques complémentaires à l'examen coprologique direct*

Référence bibliographique

- pour la confirmation du diagnostic. *Mémoire de Magister (en parasitologie). Faculté des Sciences d'Oran département de Biologie. Soutenue le 06 Juin 2012.*
18. Brumpt, L., Brumpt, V., 1967. *Travaux pratiques de parasitologie*, p256-259.
C.R.,... & LAFORTUNE, P.J. (2003). *Indications des examens des selles chez l'adulte. Gastroenterol Clin Biol*, 27, 627-642.
 19. Calderaro et al 2015 *Alteration of immunoproteome profile of Echinococcus granulosus hydatid fluid with progression of cystic echinococcosis.*
 20. CDC, (2017) – *Laboratory Identification of Parasites of Public Health Concern*, Center for Disease Control.
 21. Cheikhrouhou, f., trabelsi, h., sellami, h., makni, f., & ayadi, a. (2009) *parasitoses intestinales dans la région de sfax (sud tunisien): étude retrospective digestive parasites in sfax (south of tunisia): a retrospective study*
 22. Coudert, P., Drayfuss, G.- *Biologie Cycles Parasitaires. Actualités Pharmaceutiques n°500* Nov 2010.
 23. Dima El Safadi. *Epidémiologie moléculaire, facteurs de risque de transmission et pathogénicité du protiste parasite Blastocystis sp. Médecine humaine et pathologie. Université du Droit et de la Santé- Lille II, 2014. Français dissertation).*
 24. Dr Achir I, Pr Hemrioui B. *La coprologie parasitaire, grand cours, institut Pasteur d'Algérie* 1993.
 25. Dr Achir I, Pr Hemrioui B. *La coprologie parasitaire*, 2019.
 26. Dridi, K., Fakhfakh, N., Belhadj, S., Kaouech, E., Kallel, K., & Chaker, E. (2015). *Laboratoire de Parasitologie-Mycologie, Hôpital la Rabta, Tunis, Tunisie. LA TUNISIE MEDICALE*, 93(7).
 27. EL ARBITI, I. (2020). *PARASITOSE SINTESTINALES CHEZ L'ENFANT (Doctoral*
 28. El Guamri, Y., Belghyti, D., Barkia, A., Tiabi, M., Aujjar, N., Achicha, A., ... & Elfellaki, L. (2011). *Parasitic infection of the digestive tract in children in a regional hospital center in Gharb (Kenitra, Morocco): some epidemiological features. East African Journal of Public Health*, 8(4), 250-257.
 29. F. Bachi, *Cours de Résidanat, Coproparasitologie, Institut Pasteur Alger*, 2015.
 30. Fall, D. (2006), *prevalence du paludisme et des parasitoses intestinales au niveau du centre de santé nabilchouair de la patte d'oie builders – dakar, th doctorat ,senegal*, 28/30p
 31. Flourié, B., *Hépatogastroentérologie, C.H.U., Sud, L., BELLAICHE, G., PH, H., Ballanger,*
 32. Garba Gambari, (2013) – *Prévalence des parasitoses intestinales et connaissances-attitudes-pratiques des population péri-urbaines face aux parasitoses intestinales, Cas du canton d'Adidogomé au Togo, Mém Univ de Lomé-Togo.*
 33. Guillaume, V. (2007). *Fiches de parasitologie. De Boeck Supérieur.*
 34. Guillaume, V. (2007). *Parasitologie: fiches pratiques (Autoévaluation et Manipulations). Editions De Boeck et Laciens. a.*
 35. Gündüz, T., Limoncu, M. E., Çümen, S., Ari, A., Etiz, S., & Tay, Z. (2008). *The prevalence of intestinal parasites and nasal S. aureus carriage among food handlers. Journal of Environmental Health*, 70(10).

Référence bibliographique

36. John.S,(2002) –Emergingparasitosis and mycosis ; risk ans threats for thé New millenium 02/03/2002.
37. kaci, r.,khelouat, t., & kana, n. (2020). les parasitoses intestinales diagnostiquees au chu nedirmohamed de tizi-ouzou
38. Kientega Honoré (2015) ont publié Perception de Ministère de la sécurité.
39. Laurens Weiss, Manifestation Cliniques del'infection à VIH, Université Paris Descartes, 2010.
40. Kumar, V., Abbas, A.K., & Aster, J.C. (2020). Robbins Basic Pathology (10th edition). Elsevier. ISBN : 978-0-323-52925-8.
41. Magne, D., Chochillon, C., Savel, J., & Gobert, J. G. (1996). Flagelloses intestinales. *Encycl Méd Chir, Maladies infectieuses*, 08-515.
42. Martiny et al 2013 Subtype determination of Blastocystis isolates by matrix-assisted laser desorption/ionisation time-of-flight mass spectrometry (MALDI-TOF MS) D. Martiny & A. Bart & O. Vandenberg & N. Verhaar & E. Wentink-Bonnema & C. Moens & T. van Gool *Eur J Clin Microbiol Infect Dis* (2014) 33:529–536
43. Marijon , A. , Hodille , E. , Jourdy , Y. , Buffaz , C. , & Louvrier , C. (2020) . *Parasitologie et mycologie médicale pratique . De Boeck Supérieur ; 87p.*
44. Ndiyae A, Thèse : Contribution à l'étude des parasitoses intestinales à l'institut de Pédiatrie Sociale de Pikine Guediawayes obtenu le 12 juin 2006.
45. Nicolas X., Chevalier B., Klotz F.- Anguillule et Anguillulose. *EMC-Maladies infectieuses 2* (2006) 42-58.
46. Nozais J.P. 1996, maladies parasitaires. Etpéréfécald: les maladies dues aux helminthes. *Giardia intestinalis, molécule caractérisée de u d p , acetylglucosaminyl pyrophosphorylase gene*
47. Nozais, J.P. (1996). *Traité de parasitologie médicale*. Ed. Pradel.
48. OMS, Organisation mondiale de la santé, 1996.
49. OMS, Organisation mondiale de la santé, 2023.
50. Onrapak Reamtong 2013 *Mass Spectrometry-based Parasitic Proteomics* , *J Trop Med Parasitol*.
51. Ouraiba I et Seghir N (2014) . Evaluation de la fréquence des parasitoses intestinales chez les enfants scolarisés . Thèse Doctorat , Université Abou Beker Belkaid faculté de Médecine , Tlemcen , 2 p .
52. Pandey et Ziam, 2010 ; prévalence des parasites digestifs chez l'Homme dans la wilaya de Blida 16/09/2018
53. Parija SC, Jeremiah S. Blastocystis: Taxonomy, biology and virulence. *Trop Parasitol.* 3:17-25, 2013.
54. Pr. Valentin A, Parasites des selles, formation continue techniciennes de laboratoires , FTLPOP PARASITOLOGIE, réunion du 12 mars 2009.
55. Radaody. K. *Techniques coprologiques standards en parasitologie. Biologie clinique* 2007.
56. Raymond R. Les étapes importantes pour la réalisation d'une coprologie parasitaire. *Spectra Biologie* 2003, (133) :49-54.

Référence bibliographique

57. Rifai , S (2017) . *Prévalence du portage parasitaire intestinal asymptomatique .Thèse . Université Sidi Mohammed Ben Abdellah , Maroc . (Doctorat en médecine) .*
58. Robyn Anne Nagel. *Are Blastocystis species clinically relevant to humans? .School of Veterinary Science. The University of Queensland, 2015.*
59. Rousset. JJ *Copro- Parasitologie Pratique, Intérêt et méthodologie, notions sur les parasites du tube digestif, Association Africaine de microbiologie et d'hygiène alimentaire, 1993*
60. Site9 : <https://pzzzzgg.cc/azAgzSLFBI/lm5xxQwIdCHY3yc/?esub=-7EBRQCgQAAHNX8twwBAOcc3Myd2ALATceJgGCAGADD7Nlx2IRDRoRDSIRDUIRD>
61. Stensvold C. Rune, Clark C. Graham, *Current status of Blastocystis: A personal view, Parasitology International, 2016.*
62. Tan, KS (2004). *Blastocystis chez l'homme et l'animal : nouvelles connaissances utilisant des méthodologies modernes. Parasitologie vétérinaire , 126 (1-2), 121-144.*
63. Thierry. A, Hennequin.C ,Paugam. A, *Parasitologie et Médecine Tropicale, Edition VIGOT, 1994.*
64. Thivierge k. (2014), *Identification morphologique des parasites intestinaux. Revue Québécoise. Institut nationale de santé publique.*
65. Valentia Lim Zhining, (2006) – *Forms of Blastocystis sp – vacuolar, granular, amoeboid, and cyst forms .*
66. Valtonen E.T, Holmes J.C and Koskivaara M., (1997) – *Eutrophication, pollution and fragmentation effects on parasites communities in roach (Rutilus rutilus) and perch (Perca fluviatilis) in four lakes in central Finland. Can. J. Fish. Aquat. Sci. 54 ;572-585.*
67. Villena, I. (2023). *Parasites et aliments, surveillance et moyens de maîtrise en France Revue Francophone des Laboratoire, 53-65.*
68. Viviane Guillaume, *Parasitologie Auto Evaluation Manipulations, Fiches Pratiques ; Bruxelles, Edition De Boeck Université, 2007.*
[VoDRFoHbmwx2FkY29tYm dmhxZkNlVMAAzJp&rid=-7EBRQCgQAAHDCMAQABgEBEREKEQkKEQ1CEQ0SAAF_YWRjb2libwEx&site_option=0](https://pzzzzgg.cc/azAgzSLFBI/lm5xxQwIdCHY3yc/?esub=-7EBRQCgQAAHDCMAQABgEBEREKEQkKEQ1CEQ0SAAF_YWRjb2libwEx&site_option=0)
69. Wali khan, H.R (2022). *Facteur de risque associés aux parasites pathogènes intestinaux chez les écoliers. Saudi Journal of Biological sciences 29,2782-2786.*
70. Wéry, M. (1995). *Protozoologie médicale. De Boeck Université.*
71. Willmar D. Patino, M.D., Dominick Cavuoti, D.O., Suman K. Banerjee, M.D., Ph.D., Kevin Swartz, M.D., Raheela Ashfaq, M.D., and Tunc Gokaslan, M.D. *Cytologic Diagnosis of Blastocystis hominis in Peritoneal Fluid A Case Report. Volume 52 Number 6 November–December ACTA CYTOLOGICA. 2008.*
72. youdri, a. (2021). *parasitoses intestinales chez les migrants originaires de l'Afrique subsaharienne (Doctoral dissertation). p41.*
73. Zierdt, C.H. *Blastocystis hominis past and future. Clin Microbiol Rev 4, 61–79, 1991*
74. Zouitni, M.S. (2022). *prévalence des parasitoses intestinales chez une population originaire d'Afrique subsaharienne résidant au Maroc (Doctoral dissertation).*

ANNEXES

Annexe 01 :

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

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

Annexe 02 :

Tableau2: Classification des protozoaires (Benouis, 2012)

S / R.	Embranchement	Sous / Embranchement	Classe	Sous / classe	Ordre	Famille	Genres
P R O T O Z O A I R E	Sarcomastigophora	Sarcodina (amibes)	Lobosasida (Rhizopodea)	Lobosia	Amoebida	Entamoebidae	<i>Entamoeba</i> <i>Endolimax</i> <i>Pseudolimax</i> <i>Blastocystis</i>
		Mastigophora	Zoomastigophora		Retortamonidida	Retortamonadidae	<i>Retortamonas</i> <i>Chilomastix</i>
					Diplomonadida	Hexamitidae	<i>Giardia</i>
						Enteromonadidae	<i>Enteromonas</i>
					Trichomonadida	Trichomonadidae	<i>Pentatrichomonas</i>
						Monocercomonadidae	<i>Dientamoeba</i>
	Apicomplexa (sporozoaires)		Sporozoa	Coccidia	Eucoccidida	Eimeriidae	<i>Iso spora</i>
						Cryptosporidiidae	<i>Cryptosporidium</i>
	Microspora		Microsporea		Microsporida	/	<i>Encephalotozoon</i> <i>Enterocytozoon</i>
	Ciliophora		Kinetofragminophore	/	Trichostomatida	balantidae	<i>Balantidium</i>

Annexes

Annexe 03 :

Solution du réactif Kato :

- Glycérine pure..... 100 ml.
- Eau distillée..... 100 ml
- Solution aqueuse de vert demalachiteà3%..... 1 ml



Annexe 04 :

Réactifs

- Fuschine phéniquée.
- Vertdemalachiteà5%.
- Acidesulfuriqueà2%.



Annexe 05 : La fiche de résultats

**Etablissement Public Hospitalier
de Boufarik
Laboratoire central - Unité de Parasitologie**

**Fiche de résultat de la
coprologie parasitaire**

Nom :
Prénom :
Age :
Sexe :
Service : N° :

Résultats

-Aspect macroscopique :

- Aspect microscopique :

.Examen direct :

.Technique de concentration de Ritchie simplifiée:

.Technique de Kato :

.Technique de Ziehl Neelsen modifiée(les oocystes
de *Cryptosporidium sp*) :

La date