

REPUBLIQUE ALGERIENNE DEMOCRATIQUE ET POPULAIRE
Ministère de l'Enseignement Supérieur et de la Recherche Scientifique
وزارة التعليم العالي و البحث العلمي



جامعة البليدة 1
Université de 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

Option : Parasitologie

Thème

Prévalence des parasites digestifs chez l'homme avec différentes méthodes de diagnostic au niveau du laboratoire d'hygiène et de santé publique de Blida

Présenté par

Mlle Belkorane Hedjala Hadil
Mlle Mellah Hiba

Soutenue publiquement le 14/07/2022

Devant le Jury :

Mr Allaoui A.

MCB/USDB1

Président

Mme Makhlouf C.

MCB/USDB1

Examinatrice

Mr Bendjoudi D.

Professeur/ USDB1

Promoteur

Mr Teffahi D.

LP/EPSP. OuledYaïch

Co-promoteur

Année universitaire 2021/2022

Remerciements

*On tient à remercier **Allah** le tout puissant, qui nous a donné le courage et la volonté d'accomplir ce modeste travail.*

*Comme on tient aussi à remercier nos très chers **parents** pour leur sacrifice, leur patience et leur soutien.*

*Nos remerciements en premier lieu s'adressent au Professeur **Bendjoudi D.**, en tant que promoteur, il nous a permis de mener à terme notre travail, par ses précieux conseils, ses orientations et soutiens.*

*Nous remercions également **Dr. Allaoui A.** pour avoir accepté de présider le jury de soutenance.*

*A notre examinatrice Mme **Makhlouf C.**, on tient à vous remercier d'avoir accepté d'examiner ce travail, votre participation à ce jugement nous fait un grand plaisir.*

*A Mr **Teffahi D.**, on désire exprimer également notre remerciement à notre Co-promoteur qui nous a proposé ce thème pour son aide précieuse et son participation à ce jury, on est reconnaissantes pour ses orientations et sa disponibilité.*

*Nous exprimons notre gratitude à **tous nos enseignants** qui ne nous ont pas épargné leur précieux savoir durant tout notre parcours universitaire*

*On remercie également le personnel du laboratoire de LHSPB Blida Mme **Fares R.** et Mme **Nakab S.** de nous avoir accueilli parmi eux et travailler avec eux et nous aider à élaborer notre projet de fin d'étude.*

Dédicaces

Je dédie ce modeste travail :

*Aux êtres les plus chers au monde, ma **Mère** qui j'éprouve un grand amour et un profond respect qui je tien à lui exprimer ici de la manière la plus humble et je la remercie pour tous ses sacrifices, et à mon **Père** qui n'a jamais cessé de combattre pour me voir réussir un jour, que Dieu les protège pour nous.*

*A mes **Grand-Mères**, mon **Grand-Père**, toute la famille **Belkorane** et toute la famille **Benallal** pour leur éducation, soutien et prières, fière d'être la première fille et premier diplômé de la famille, que Dieu les protégeait.*

*A mon frère **Akram**, et mes sœurs **Serine** et **Rahil** pour leur soutien et j'espère les voir réussir leurs études.*

*A mes amies **Zahra**, **Rayane**, **Nadjet**, **Sarah**, **Hiba**, **Zoubida**, **Meriem**, **Hanane**, **Asma**, **Hanane**, **Maroua** et **Hadil** pour leur vraie amitié, leurs encouragements, leurs conseils et pour être à mes côtés dans la joie et la tristesse, merci du fond du cœur.*

Mes spéciales dédicaces

*A ma chère binôme **Hiba** qui m'a accompagné tout au tous les bons moments passés ensembles dans et hors de laboratoire.*

*A mon chère cousin **Mokhtar** de m'aider a bien faire mon travail.*

En fin je tiens a remercié toute personne ayant contribué dans ce travail.

Belkorane Hedjala Hadil

C'est avec une énorme joie et infini plaisir, que je dédie ce travail :

*A ma très chère **mère** d'or qui a toujours été là pour moi etm'a offert la patience durant toute ma carrière d'étude. quediou te protège et te garde pour moi.*

*A mon cher **papa**, que dieu te guérisse et te garde pour nous.*

*A mes sœurs **Kheira** et son mari **Zoubir**, et **Nacera**. Qui ont toujours été a mes côtés, merci pour ton soutien et tes encouragements durant mon chemin d'études supérieures,*

*A mes frères **Farouk**, **Abderezak**, **Ishak**, **Mekki**, et **Mohamed**,*

J'espère avoir été à la hauteur de votre estime et que ce travail soit un témoignage de mes sentiments le plus cher que j'ai pour vous.

*À toute la famille **MELLAH** grands et petits. A ma*

*chère binôme **Hadil** et toute sa famille,*

C'était une expérience merveilleuse et spéciale avec vous, Je vous souhaite tout le meilleur dans votre vie.

*A mes chères amies : **Nadjet**, **Hadil**, **Hanane**, **Meriem**, **Imen**, **Asma**, et **hanane**.*

Avec qui j'ai passé des bonnes années d'études, je vous souhaite un avenir plein de joie et de réussite qu'Allah protège notre amitié.

*A une très chère personne **BETTIOUIS**.*

MELLAH Hiba

Résumé

Les parasites intestinaux présentent un des problèmes de santé publique, et pour détecter leur présence, un examen copro-parasitologique des selles a été réalisé afin d'évaluer la prévalence des parasites digestifs chez l'homme et de recenser les espèces parasitaires les plus fréquentes.

Nous avons analysés au total 361 d'échantillons de selles réparties en laboratoire d'hygiène et de santé publique de Blida (LHSPB). Chaque patient a bénéficié d'un examen direct à l'état frais, dont 31 patients sont examinées par la technique de concentration-flottation avec 3 solutions denses, notamment la solution de chlorure de sodium, le saccharose et le chlorure de zinc. Six patients sont dépistés par la méthode de Ritchie et la méthode de Willis. Et enfin un seul patient est examiné par une méthode spécifique (scotch-test).

Notre étude a montré que la prévalence des personnes infestées est de 22,44%, dont la concentration des parasites avec le Saccharose était la meilleure technique avec une prévalence de 27,5%, par rapport à l'examen à l'état frais et les autres techniques. Dix espèces parasitaires ont été identifiées par tous les techniques dont 9 protozoaires et 1 helminthe, qui est identifiée par la méthode spécifique (schotch-test). Les protozoaires les plus fréquents sont : *Blastocystis hominis* (59.6%), *Trichomonas intestinalis* (3.84%), *Pseudolimax butschlii* (9.6%). L'helminthe identifié est : *Enterobius vermicularis* (avec une fréquence très faible).

La méthode la plus fiable dans notre étude expérimentale est la flottation par la solution de saccharose, cette méthode peut être approuvée par les laboratoires médicaux en raison de son efficacité.

Mots clés : Prévalence, parasites digestifs, copro-parasitologie, flottation par solution de saccharose, état frais, *Blastocystis hominis*, Blida.

Abstract

Intestinal parasites present one of the public health problems, and to detect their presence, A copro-parasitological examination of the stool was carried out in order to evaluate the prevalence of digestive parasites in humans and to identify the most frequent parasitic species. A total of 361 stool samples from the Blida Public Health and Hygiene Laboratory (LBHLS) were analyzed. Each patient received a fresh direct examination, of which 31 patients are examined by the concentration-flotation technique with 3 dense solutions, including sodium chloride solution, sucrose and zinc chloride. Six patients are screened by the Ritchie method and the Willis method. And finally, only one patient is examined by a specific method (scotch-test).

Our study showed that the prevalence of infested people is 22.44%, whose parasite concentration with Sucrose was the best technique with a prevalence of 27.5%, compared to the fresh examination and other techniques. Ten parasitic species have been identified by all techniques including 9 protozoa and 1 helminth, which is identified by the specific method (scotch-test). The most common protozoa are: *Blastocystis hominis* (59.6%), *Trichomonas intestinalis* (3.84%), *Pseudolimax butschlii* (9.6%). The identified helminth is: *Enterobius vermicularis* (with a very low frequency).

The most reliable method in our experimental study is flotation by sucrose solution, this method can be approved by medical laboratories because of its effectiveness.

Keywords: Prevalence, digestive parasites, copro-parasitology, sucrose flotation, fresh state, *Blastocystis hominis*, Blida.

ملخص

أجل من للبراز مشترك طفيلي فحص إجراء تم، وجودها عن وللكشف، العامة الصحة مشاكل إحدى المعوية الطفيليات تمثل شيوعا الكثر الطفيلية النواع وتحديد البشر في الهضمية الطفيليات انتشار تقييم فحص تم حيث، جديد مباشر لفحص مريض كل اضع والنظافة العامة للصحة البلدية مختبر من براز عينة 361 مجموعه ما تحليل تم. الزنك وكلوريد والسكرور الصوديوم كلوريد محلول ذلك في بما، كثيفة محاليل 3 باستخدام والتركيز التعويم تقنية الل من مريضا 31 وطريقة ريتشي بطريقة مرضى ستة فحص يتم (سكوتش التبار) محددة بطريقة فقط واحد مريض فحص يتم، وأيرا. ويليس مقارنة، 27.5% انتشار مع تقنية أفضل السكرور مع الطفيلي تركيز وكان، 22.44% هو المصابين انتشار أن دراستنا أظهرت 1 و أوليات 9 ذلك في بما التقنيات جميع الل من طفيلية أنواع عشرة تحديد تم. الارى والتقنيات الجديد بالفحص (سكوتش التبار) المحددة بالطريقة تحديدها يتم والتي، هيلمينة بوتشيلي بسودوليمانس و المعوية التريكوموناس، الريمية المتكيسات: هي شيوعا الكثر الوليات *vermicularis. Enterobius* جدا منخفض بتردد) هي المحددة الهيلمينة قبل من الطريقة هذه على الموافقة ويمكن، السكرور بمحلول التعويم هي التجريبية دراستنا في موثوقية الكثر الطريقة، السكرور تعويم، المشتركة الطفيليات علم، الهضمي الجهاز طفيليات، الانتشار: الرئيسية الكلمات فعاليتها بسبب الطبية المختبرات الطازج الحالة

Liste des tableaux

Tableau 01 : Classification des protozoaires parasites intestinaux et maladies correspondantes.....	4
Tableau 02 : Classification des helminthes parasites intestinaux et maladies correspondantes.....	10
Tableau 03 : Principales molécules anti-amibiens tissulaires.....	15
Tableau 04 : Principales molécules antihelminthiques.....	16
Tableau 05 : les substances d'origine végétale antiparasitaires.....	17
Tableau 06 : Avantages et inconvénients des 3 solutions de flottation utilisées dans le diagnostic coprologique des parasitoses digestifs chez l'Homme.....	24
Tableau 07 : Nombre total d'analyses réalisées par les techniques coprologiques.....	31
Tableau 08 : Nombre et prévalence des personnes parasitées en fonction de la technique coprologique.....	32
Tableau 09 : Prévalence des parasites digestifs selon les méthodes de flottation.....	33
Tableau 10 : Prévalence des parasites digestifs selon les méthodes de Ritchie et Willis.....	40

Liste des figures

Figure 01 : Appareil digestif chez l'Homme.....	3
Figure 02 : <i>Entamoebahistolytica</i> , forme végétative hématophage.....	5
Figure 03 : <i>Entamoebahistolytica</i> / <i>E. dispar</i> , kyste.....	6
Figure 04 : Cycle évolutif d' <i>Entamoebahistolytica</i>	6
Figure 05 : <i>Giardia intestinalis</i> , forme végétative.....	7
Figure 06 : <i>Giardia intestinalis</i> , kyste.....	7
Figure 07 Cycle évolutif de <i>Giardia intestinalis</i>	8
Figure 08 : Morphologie de <i>Blastocystis</i>	9
Figure 09 : Cycle évolutif de <i>Blastocystishominis</i>	9
Figure 10 : <i>Ascaris lumbricoides</i>	11
Figure 11 : Cycle évolutif d' <i>Ascaris lumbricoides</i>	12
Figure 12 : <i>Taeniasaginata</i> adulte.....	13
Figure 13 : Les proglottis, les œufs et embryophores de <i>T. saginata</i>	13
Figure 14 : Boîte de coproparasitologie.....	19
Figure 15 : Les différentes méthodes d'examen microscopique de la copro-parasitologie.....	21
Figure 16 : Préparation des selles Dilués dans l'eau physiologique pour l'examen à frais...	22
Figure 17 : Coloration des selles au Lugol et au May Grünwald pour l'examen à frais.....	23
Figure 18 : Les différentes techniques de concentration.....	23
Figure 19 : Les solutions de flottation utilisées pour la concentration des parasites digestifs.....	25
Figure 20 : Préparation du matériel et de l'échantillon pour la technique de flottation et concentration.....	25
Figure 21 : Les différentes étapes de la technique de flottation et concentration.....	26
Figure 22 : Préparation du matériel et de l'échantillon pour la méthode de Willis.....	27
Figure 23 : Les étapes de la méthode de Willis.....	27

Figure 24 : Aspect après centrifugation.....	28
Figure 25 : Les étapes de l'examen après concentration, la technique de Ritchie.....	29
Figure 26 : Parasitologie Scotch-test.....	29
Figure 27 : Répartition des cas positifs selon les méthodes de flottation.....	32
Figure 28 : Répartition des parasites selon les méthodes de flottation.....	34
Figure 29 : Kyste de <i>P. butschlii</i> après coloration au Lugol, forme végétative de <i>P. butschlii</i> Gx400 LHSPB.....	34
Figure 30 : Kyste de <i>C. paravum</i> Gx400. LHSPB.....	35
Figure 31 : <i>E. hartmani</i> Gx400. LHSPB.....	35
Figure 32 : <i>B. hominis</i> Gx400 après coloration au May Granwald. LHSPB.....	36
Figure 33 : <i>E. nanus</i> Gx400. LHSPB.....	37
Figure 34 : kyste d' <i>E.coli</i> (forme minuta).Gx400. LHSPB.....	37
Figure 35 : forme végétative et kystique de <i>T. intestinalis</i> Gx400. LHSPB.....	38
Figure 36 : Répartition des cas positifs selon les méthodes de Ritchie et Wilis.....	38
Figure 37 : Répartition des parasites selon les méthodes de Ritchie et Wilis.....	39
Figure 38 : Kyste de <i>B. hominis</i> par la méthode de Ritchie Gx400. LHSPB.....	39
Figure 39 : Kyste d' <i>E.coli</i> après concentration par la méthode de Wilis Gx400. LHSPB.....	40
Figure 40 : Œuf d' <i>Enterobiusvermicularis</i> Gx100. LHSPB.....	41
Figure 41 : Kystes de <i>G. intestinalis</i> G X 400. LHSPB.....	41
Figure 42 :Kystesd' <i>E. histolytica</i> G X 400. LHSPB.....	42
Figure 43 : Œuf d' <i>Enterobius vermicularis</i> Gx10. LHSPB (originale 2022).....	42
Figure 44 : Kystes de <i>G. intestinalis</i> G X 40. LHSPB (originale 2022).....	43
Figure 45 : Kystes d' <i>E. histolytica</i> G X 40.LHSPB (originale 2022).....	43

Liste des abréviations

ED : Examen direct.

EPS : Examen parasitologique des selles.

E.H.S. Frantz Fanon : Etablissement hospitalier service psychiatrie Frantz-Fanon.

LHSPB : Laboratoire d'hygiène et de santé public de Blida.

B.hominis : *Blastocystis hominis*.

E.coli : *Entamoeba coli*.

E.nanus : *Endolimax nanus*.

E.hartmani : *Entamoeba hartmani*.

P.butschlii : *Pseudolimax butschlii*.

C.parvum : *Cryptosporidium parvum*.

T.intestinalis : *Trichomonas intestinalis*.

Table des matières

Remerciements.....	I
Dédicaces.....	II
Résumés.....	IV
Liste des tableaux.....	VII
Liste des figures.....	VIII
Liste des abréviations.....	X
Table des matières.....	XI
Introduction.....	1
I.- Synthèse bibliographiques.....	2
I.1.- Parasites et parasitoses digestives.....	2
I.1.1.- Définitions.....	2
I.1.2.- Anatomie et physiologie de l'appareil digestif.....	2
I.1.2.1.- Organes du tube digestif et structures annexes.....	2
I.1.2.2.- Le fonctionnement du système digestif.....	2
I.2.- Principaux parasites intestinaux humains.....	3
I.2.1.- Protozoaires.....	4
I.2.1.1.- Amibes.....	5
I.2.1.1.1.- Genre <i>Entamoeba</i>	5
a.- <i>Entamoeba histolytica</i>	5
I.2.1.2.- Flagellées.....	6
I.2.1.2.1.- Genre <i>Giardia</i>	7
a.- <i>Giardia intestinalis</i>	7
I.2.1.3.- Ciliés.....	8
I.2.1.4.- Blastocystea.....	8
a.- <i>Blastocystis hominis</i>	9
I.2.1.5.- Sporozoaires (Coccidies).....	10
I.2.2.- Helminthes intestinaux.....	10
I.2.2.1.- Némathelminthes.....	10

I.2.2.1.1 - Nématodes.....	11
a.- <i>Ascaris lumbricoides</i>	11
I.2.2.2.- Plathelminthes.....	12
I.2.2.2.1.- Cestodes.....	12
a.- <i>Taenia saginata</i>	12
I.3.- Mode de contamination des parasites intestinaux.....	13
I.3.1.- Mains sales.....	14
I.4.- Prophylaxie.....	14
I.4.1.- Sur le plan individuel.....	14
I.4.2.- Sur le plan collectif.....	14
I.5.- Traitement.....	14
I.5.1.- Anti protozoaires intestinaux.....	14
I.5.2.-Antihelminthiques intestinaux.....	15
I.5.3.-Traitement chirurgical.....	16
I.5.4.-Phytothérapie.....	17
II.- Matériels et méthodes	18
Matériel et méthodes “Diagnostic copro-parasitologique”.....	19
II.1.-Lieu et durée d’étude.....	19
II.2.- Echantillonnage.....	19
II.2.1.- Prélèvement.....	19
II.3.- Matériel.....	20
II.3.1.- Matériel biologique.....	20
II.3.2.- Matériel non biologique.....	20
II.4.-Méthodes.....	20
II.4.1.-Examen parasitologique des selles.....	20
II.4.1.1.- Examen macroscopique.....	20
II.4.1.2.- Examen microscopique.....	21
II.4.1.2.1.- Examen direct (étatfrais).....	21
II.4.1.2.2.- Examen après coloration.....	22

II.4.1.2.3.- Examen après concentration (méthodes d'enrichissement).....	23
a.- Méthodes physiques.....	24
a1.- Méthode de flottation.....	24
a2.- Méthode de Wilis (1921).....	26
b.- Méthodes diphasiques.....	28
b1.-Méthode de Ritchie.....	28
c.- Méthodes spécifiques.....	29
c1.- Scotch-test.....	29
III.- Résultats et discussion.....	30
III.1.- Résultats de la prévalence des parasites digestifs à différents méthodes de diagnostic.....	31
III.1.1.- Nombre total de selles traitées par les techniques coprologiques.....	31
III.1.2.- Prévalence des personnes parasitées chez la population étudiée en fonction des méthodes de flottation et l'examen à l'état frais.....	31
III.1.2.1.- Prévalence des parasites digestifs en fonction des méthodes de concentration (flottation) et l'examen à l'état frais.....	31
III.1.2.2.- Les parasites identifiés par la technique de flottation.....	36
III.1.3.- Nombre et prévalence des personnes parasitées en fonction de la méthode de Wilis et Ritchie.....	40
III.1.3.1.- Prévalence des parasites digestifs en fonction des méthodes de Ritchie et Wilis.....	40
III.1.3.2.- Les parasites identifiés par les méthodes de Ritchie et Wilis.....	41
III.1.4.- Parasites identifiés par la méthode spécifique (Scotch test).....	42
III.1.5.- Morphologie différentielle d'autres protozoaires trouvés dans des échantillons de selles d'êtres humains à l'état frais : kystes.....	43
III.2.- Discussion.....	44
IV. Conclusion.....	48
V. Références bibliographiques	
VI. Annexes	

Introduction

Introduction

Les parasitoses intestinales humaines constituent l'une des premières causes de morbidité dans le monde signant leur tropisme particulier pour les régions pauvres et tropicales. Le parasite est ainsi défini comme un être vivant qui pendant une partie ou la totalité de son existence vit aux dépend d'un autre être vivant appelé hôte. Le tube digestif de l'être humain peut être colonisé par diverses espèces de parasites, cette situation stratégique au sein de l'hôte apporte au parasite un substrat nutritionnel régulier et assure la pérennité de son cycle de transmission (Nicolas *et al.*, 2001).

Deux groupes de parasites peuvent coloniser le tube digestif : les protozoaires et les helminthes. Si les protozoaires se développent très rapidement après la contamination dans l'intestin, de nombreux helminthes effectuent un cycle de développement dans l'organisme et ne se retrouvent dans l'intestin que plusieurs semaines après la contamination, justifiant, en cas de suspicion d'une helminthiase, la répétition des examens après plusieurs semaines. Les helminthes peuvent être à l'origine d'une éosinophilie, particulièrement pendant leur cycle évolutif dans l'organisme, ce qui n'est pas le cas des protozoaires (Gétaz *et al.*, 2007).

Le diagnostic parasitologique des affections intestinales repose sur un examen coprologique, pour la mise en évidence de l'agent pathogène sous l'une ou l'autre de ses différentes formes (adultes, larves, œufs, kystes, formes végétatives) dans les selles (Verweij *et al.*, 2003), nécessitent l'emploi de plusieurs techniques.

L'objectif de notre étude est de trouver une solution qui améliore le diagnostic copro-parasitologique des selles.

Notre problématique tentera ainsi de répondre à la question suivante :

- . Quel est la technique la plus fiable ?

Notre travail s'articule sur les chapitres suivants :

- . Dans le premier chapitre, comporte des rappels bibliographiques sur le tube digestif ainsi que les parasites intestinaux.

- . Le second chapitre est consacré aux différentes méthodes de diagnostic copro-parasitologique.

- . Le troisième chapitre comporte la présentation de partie expérimentale avec résultats et leurs discussions.

- . Et on achève notre travail par une conclusion et des perspectives.

Synthèse bibliographiques

I.1.-Parasites et parasitoses digestives

I.1.1.- Définitions

Les parasites intestinaux sont des organismes vivants qui occupent le tube digestif chez L'homme, ils se répondent souvent par manque d'hygiène liée aux fèces, par contact avec des animaux, ou par manque de cuisson de nourriture contenant des parasites (Baytout et *al.*,2002 ; Mahdid et Tahi,2008 ; Douzane et Lazar, 2012).

I.1.2.- Anatomie et physiologie de l'appareil digestif

L'anatomie et physiologie de l'appareil digestif sont les deux disciplines scientifiques qui nous permettent de comprendre les différents organes du tube digestif et le fonctionnement normal de ses diverses parties (Brooker et *al.*, 2009).

I.1.2.1.- Organes du tube digestif et structures annexes

Le système digestif comprend deux groupes d'organes : le tube digestif proprement dit et les organes annexes (Brooker et *al.*, 2009). La figure 1, montre l'appareil digestif chez l'Homme (Doctissimo, 2018). Le tube digestif est pour l'essentiel une canalisation de 9 m de long chez l'adulte, allant de la bouche à l'anus. Il comprend la bouche, le pharynx, l'œsophage, l'estomac, et l'intestin grêle (successivement duodénum, jéjunum, et iléum); le gros intestin (cæcum, côlon et rectum), et l'anus (Beauthear et *al.*, 2000). Il renferme la plus grande des interfaces contrôlant les échanges matériels entre l'extérieur et l'intérieur de l'organisme (Faller et *al.*, 2006). Les organes annexes sont les dents, la langue, les glandes salivaires, le foie, la vésicule biliaire et le pancréas (Brooker et *al.*, 2009). Ces organes sont situés en dehors des parois du tube digestif et déversent leur sécrétion par des canaux excréteurs dans la lumière du tube digestif (Beauthear et *al.*, 2000).

I.1.2.2.- Le fonctionnement du système digestif

Le système digestif sert surtout à fournir aux cellules les substances dont elles ont besoin sous une forme qu'elles peuvent directement utiliser. La digestion se fait avec l'aide de plusieurs liquides produits par notre corps. Ces liquides s'appellent des sucs et contiennent des enzymes, qui aident à mieux absorber les nutriments et permettent de « défaire » les aliments en petits morceaux (Faller et *al.*, 2006).

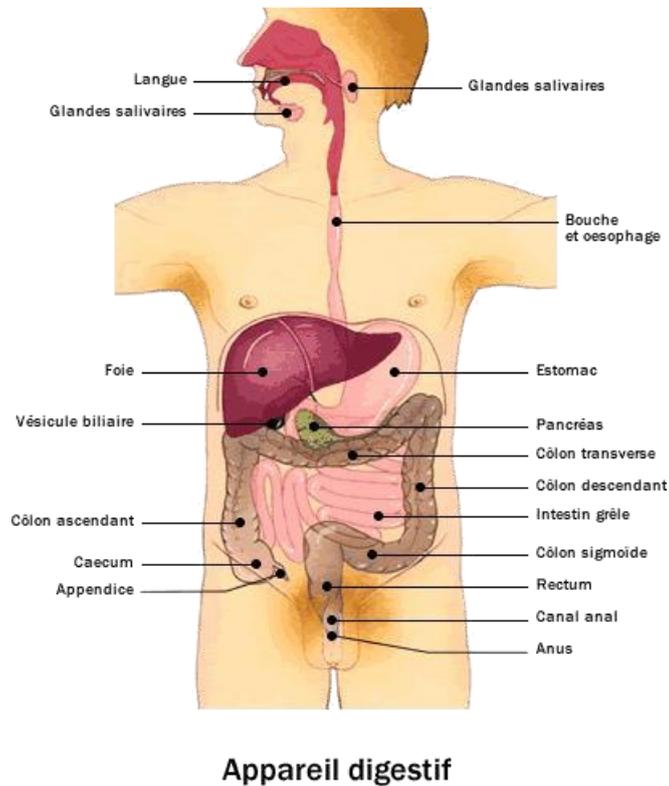


Figure 1 : Appareil digestif chez l'Homme (Doctissimo, 2018).

La mastication dans la bouche se fait à l'aide de la salive qui se mélange avec les aliments pour les rendre mouillés et faciles à avaler. La salive contient d'enzymes qui aident le corps à absorber les glucides. L'estomac fabrique le suc gastrique qui contient l'acide chlorhydrique, qui se mélange à la nourriture durant le brassage et sert à décomposer les protéines contenues dans notre alimentation. L'intestin grêle est un vrai champion pour absorber les nutriments des aliments, et pour cela il a besoin des liquides fabriqués par le foie (Bile) et le pancréas (suc pancréatique) qui vont l'aider à décomposer encore plus les aliments et à absorber encore mieux les nutriments (Anonyme 1).

I.2.- Principaux parasites intestinaux humains

Les parasites intestinaux sont classés selon deux embranchements celui des protozoaires et celui des métazoaires ou helminthes. Les tableaux 1 et 2 montrent les différents protozoaires et helminthes du tube digestif chez l'Homme (Bourée, 2008).

I.2.1.- Protozoaires

Selon le cas, ils se déplacent grâce à des pseudopodes (rhizopodes), des flagelles, une membrane sous forme ondulante, des cils ou des mouvements de torsion de cytosquelette. Ils se présentent sous forme asexuée ou à potentiel sexué, mobile et capable de se diviser, ou enkystée, intra- ou extracellulaire (Anofel, 2019).

Tableau 1. Classification des protozoaires parasites intestinaux et maladies correspondantes

Classe	Espèces	Maladies
Rhizopodes	- <i>Entamoeba histolytica</i>	Amoebose intestinale et tissulaire
	- <i>Entamoeba coli</i>	Amibes non ou peu pathogène
	- <i>Entamoeba polecki</i>	
	- <i>Entamoeba hartmanni</i>	
	- <i>Endolimax nana</i>	
	- <i>Dientamoeba fragilis</i>	
- <i>Pseudolimax butschlii</i>		
Flagellés	- <i>Trichomonas intestinalis</i>	Trichomonose intestinale
	- <i>Giardia intestinalis</i>	Giardiose
	- <i>Chilomastixmesnili</i>	Flagelloses intestinales non pathogènes
	- <i>Retortamonas (Embadomonas) intestinalis</i>	
	- <i>Enteromonashominis</i> .	
Ciliés	- <i>Balantidium coli</i>	Balantidiose
Blastocystea	<i>Blastocystis hominis</i>	Blastocystose, peu pathogène
Sporozoaires	- <i>Isospora belli</i>	Coccidiose intestinales
	- <i>Cryptosporidium sp</i>	
	- <i>Microsporidium sp</i>	
	- <i>Cyclospora cayetanensis</i>	

(Bourée, 2008 ; Anofel, 2019).

I.2.1.1.- Amibes

Les amibes sont des protozoaires du groupe des Rhizopodes (Anofel, 2019). Mais seules 8 espèces appartenant aux 3 genres peuvent être parasites de l'intestin de l'homme (Petithory et al., 1997) : Genre *Entamoeba* avec 6 espèces, Genre *Endolimax* avec une seule espèce, Genre *Pseudolimax* avec une seule espèce (Louis et Lamy, 1980). Les amibes se déplacent et se nourrissent grâce à des sortes de membres temporaires dits pseudopodes. Elles peuvent attaquer d'autres cellules par phagocytose (Aparna Vidyasagar, 2017).

1.2.1.1.1.- Genre *Entamoeba*

a-. *Entamoeba histolytica* (Fig. 2, 3 et 4) : est la seule espèce amibe parasite de l'Homme à être réellement pathogène (Ambroise, 1995). Elle existe sous une forme végétative (FV), ou trophozoïte, et sous une forme kystique (Anofel, 2019).

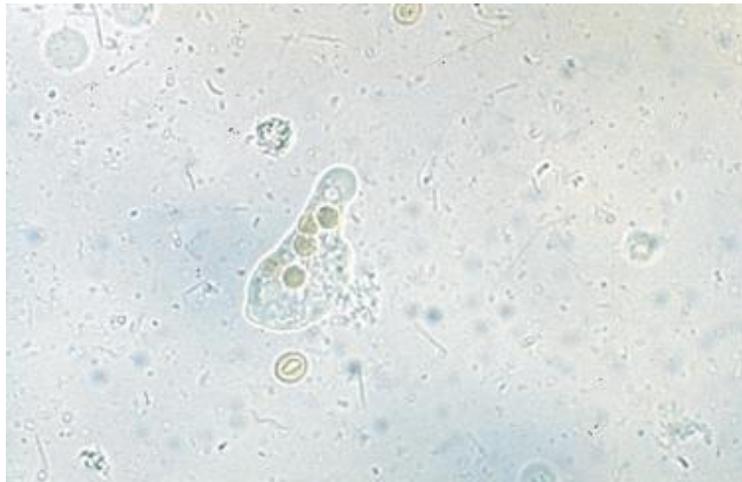


Figure 2 : *Entamoeba histolytica*, forme végétative hématophage (état frais ; 20–40µm)
(Anofel, 2019).

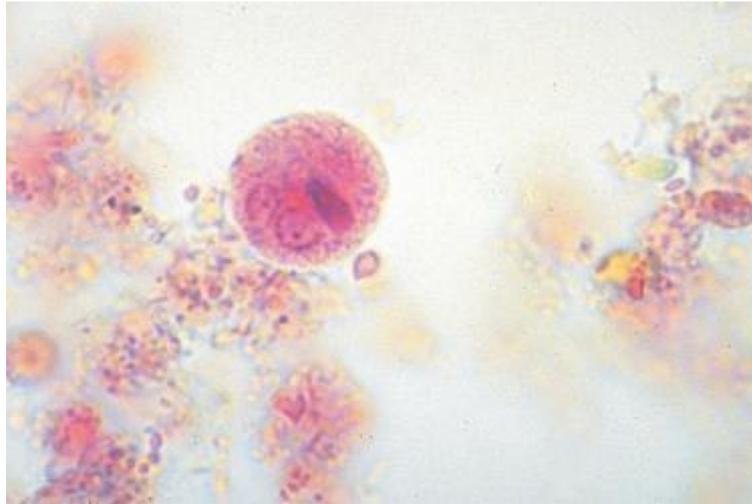


Figure 3: *Entamoeba histolytica/E. dispar*, kyste (MIF; 10–15 µm) (Anofel, 2019).

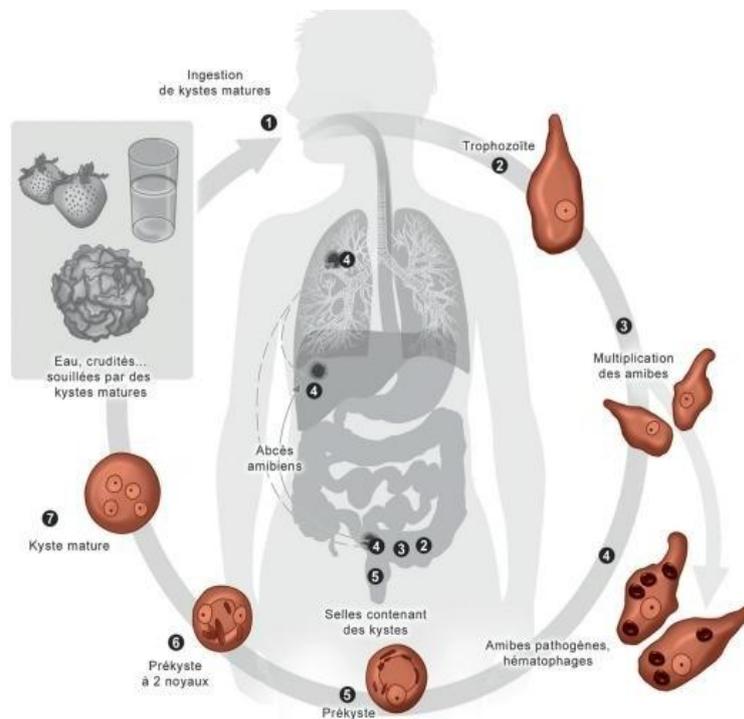


Figure 4 : Cycle évolutif d'*Entamoeba histolytica* (Anofel, 2019).

I.2.1.2.- Flagellées

Ce sont des protozoaires munis d'un ou plusieurs flagellés, parfois d'une membrane ondulante, qui leur servent d'organes locomoteurs. Cinq genres essentiels intéressent la

parasitologie humaine : Genre *Embadomonas*, Genre *Enteromonas*, Genre *Chilomastix*, Genre *Trichomonas* et Genre *Giardia* (Belkaid et al., 2013).

a.- Genre *Giardia*

-***Giardia intestinalis* (Fig. 5, 6 et 7)** : est un protozoaire flagellé cosmopolite qui colonise l'intestin (duodénum) de l'Homme et d'autres mammifères. Le parasite se présente sous deux formes : la forme végétative, ou trophozoite, qui est responsable de la maladie, et la forme kystique qui est responsable de la dissémination et de la transmission de la maladie à l'Homme (Anofel, 2019).



Figure 5 : *Giardia intestinalis*, forme végétative (MGG ; 15 x 6 μ m) (Anofel, 2019).



Figure 6 : *Giardia intestinalis*, kyste (MIF; 10-13 x 8 μ m) (Anofel, 2019).

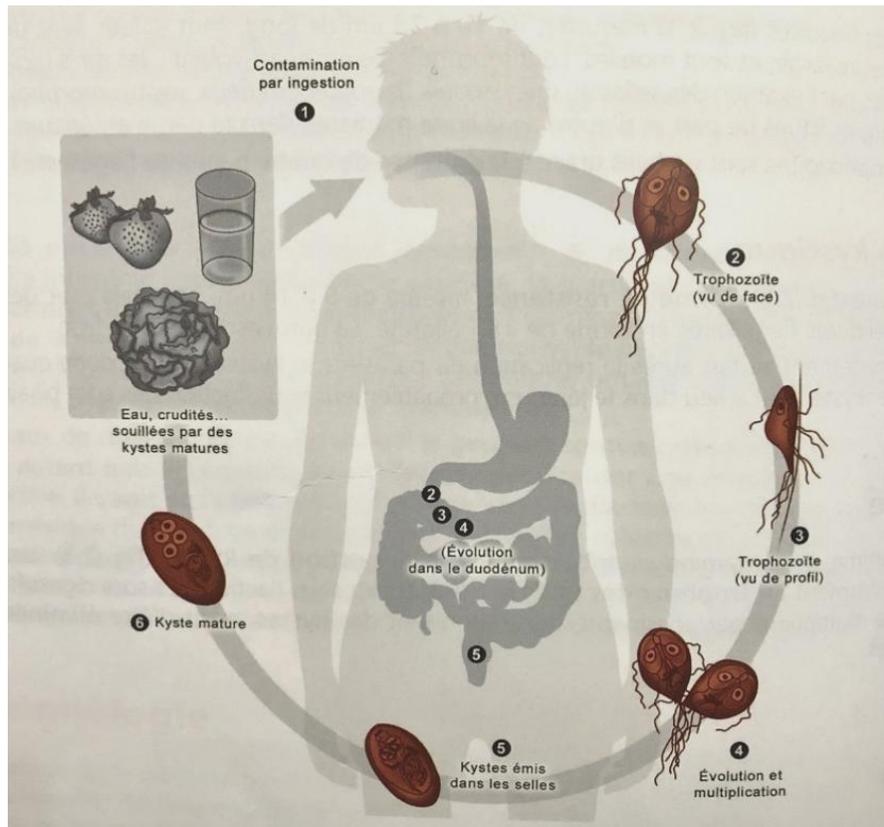


Figure 7 : Cycle évolutif de *Giardia intestinalis* (Anofel, 2019).

I.2.1.3.– Ciliés

Les Ciliés sont des protozoaires caractérisés par la présence à la surface de leur corps, d'un nombre plus au moins considérable de cils vibratiles et par leur structure nucléaire très particulière.

Ce sont des protozoaires ciliés extrêmement fréquents chez le porc. Une seule espèce est parasite de l'Homme : *Balantidium coli* (Belkaid et al., 2013).

I.2.1.4.– Blastocystea

Les *blastocystis* sont des parasites cosmopolites de l'homme (Ripert, 1996). Leur pathogénicité est encore mal définie, mais la plupart des études tendent à les considérer comme des pathogènes responsables de troubles digestifs (Stenzel and Boreham, 1996).

a.- *Blastocystis hominis* (Fig. 8 et 9): C'est un protozoaire cosmopolite, commensal, très fréquent de la lumière intestinale colique (Genetet *et al.*, 2003).

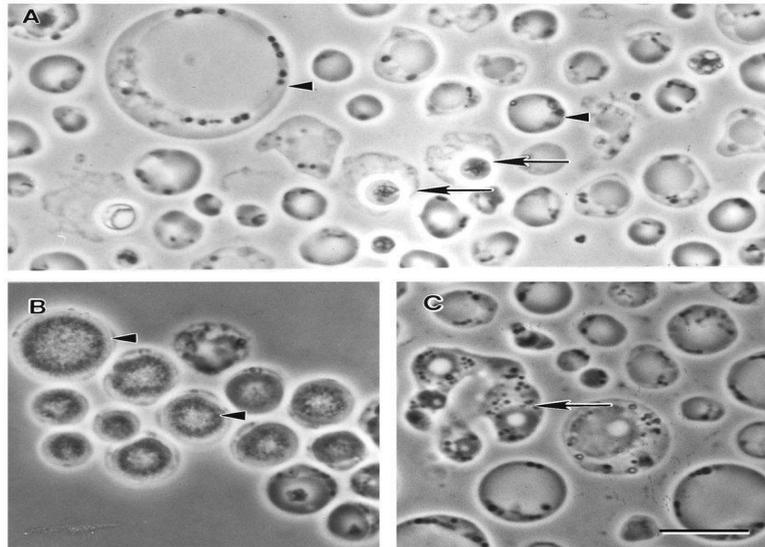


Figure 8 : Morphologie de *Blastocystis* sp. (A) Formes vacuolaires et kystiques. (B) Formes granulaires. (C) Formes amiboïdes. Barre, 10 µm. [26]
(<https://www.researchgate.net>).

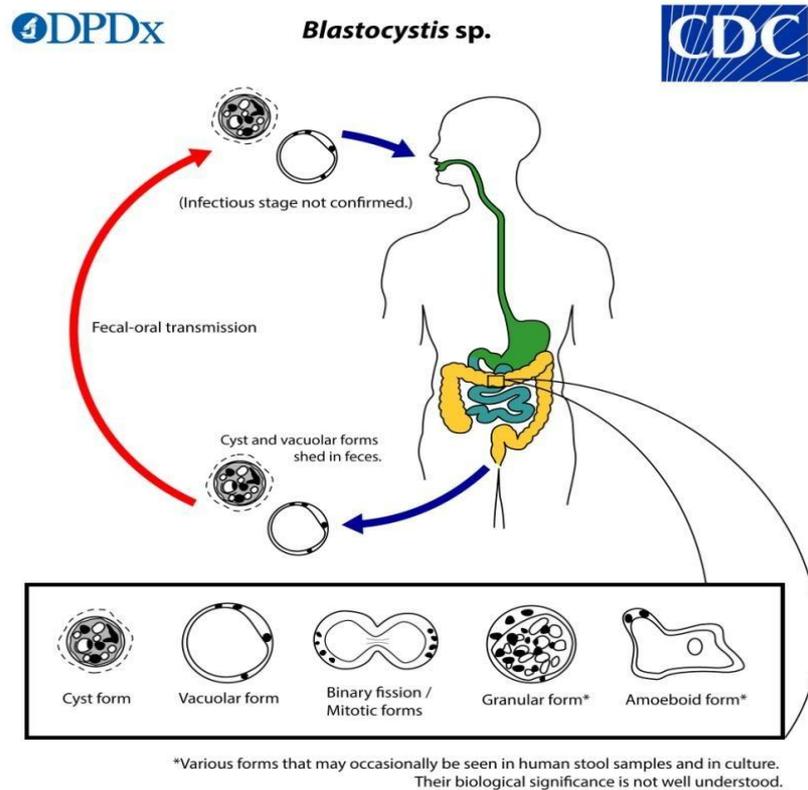


Figure 9 : Cycle évolutif de *Blastocystis hominis* (www.cdc.gov/parasites/).

I.2.1.5.– Sporozoaires (Coccidies)

La coccidiose humaine est une parasitose exceptionnelle due à *Isospora hominis* et à *Isospora belli* (Belkaid et al., 1992), avec habituellement un faible pouvoir pathogène.

I.2.2.- Helminthes intestinaux

C'est le groupe des animaux pluricellulaires organisés en tissus différenciés. Il regroupe les helminthes ou vers parasites répartis en deux embranchements principaux : les Plathelminthes et les Némathelminthes (Garba Gambari, 2013).

Tableau 2. Classification des helminthes parasites intestinaux et maladies correspondantes

S/embranchement	classe	Espèces	Maladies
Némathelminthes	Nématodes	- <i>Ascaris lumbricoïdes</i>	Ascaridiose
		- <i>Enterobius vermicularis</i>	Oxyurose
		- <i>Trichuris trichiura</i>	Trichocéphalose
Plathelminthes	Cestodes	- <i>Taenia saginata</i>	Tæniasis intestinal
		- <i>Taenia solium</i>	Tæniasis intestinal et cysticercose
		- <i>Hymenolepis nana</i>	Hyménolépiose
		- <i>Diphyllobothrium latum</i>	Bothriocéphalose
	Trématodes	- <i>Fasciolopsis buski</i>	Distomatoses intestinales
		- <i>Heterophyes heterophyes</i>	
		- <i>Schistosoma sp</i>	Schistosomoses (Bilharzioses)

(Bourée, 2008 ; Anofel, 2019).

I.2.2.1.- Némathelminthes

Les Némathelminthes sont caractérisés par un corps cylindriques non segmenté revêtus de téguments durs, leur système digestif est généralement complet. La plupart des espèces sont à sexes séparés, mâles plus petits que les femelles. La plus importante des classes des Némathelminthes est la classe des Nématodes (Guillaume, 2007).

I.2.2.1.1 - Nématodes

Les nématodes sont des vers ronds, généralement de petite taille microscopique. Leur corps est cylindrique non segmenté et effilé à ses deux extrémités. Ils possèdent un tube digestif complet avec une bouche et un anus (Marchand, 2014). La plupart des espèces sont à sexe séparés (Ziam, 2018).

a.- *Ascaris lumbricoides* : C'est le plus grand nématode intestinal parasite de l'Homme (**Fig. 10 et 11**). L'ascaridiose est la parasitose humaine la plus fréquemment rencontrée dans le monde (Ripert, 2005). Sa prévalence est étroitement dépendante du péril fécal, lié au faible développement socio-économique « misère » (Genetet *et al.*, 2003).

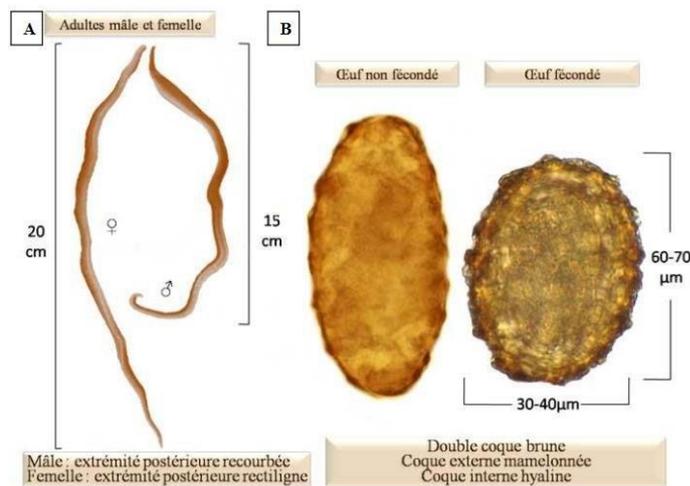


Figure10 : *Ascaris lumbricoides* (Anofel, 2014)

A : mâle et femelle B : oeufs d'*Ascaris lumbricoides*.

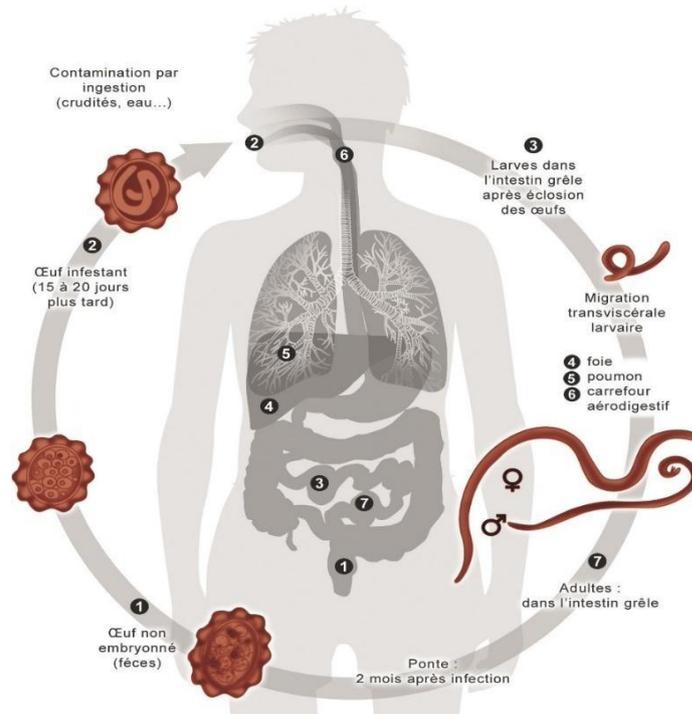


Figure 11 : Cycle évolutif d'*Ascaris lumbricoides* (Anofel, 2019).

I.2.2.2.- Plathelminthes

Les plathelminthes sont caractérisés par un corps plat segmenté (cestodes) ou non (trématodes), leur système digestif est incomplet ou absent. La plupart des espèces sont hermaphrodites (monoïques). Cet embranchement comporte la classe des cestodes et des trématodes (Ziam, 2018).

I.2.2.2.1.- Cestodes

Les cestodes sont des vers plats de forme rubanée et segmentée à l'état adulte (chaîne d'anneaux). Le corps est formé de trois parties : la tête ou scolex, le cou et le strobile. Ils sont hermaphrodites dépourvus de tubes digestifs. Au stade adulte, ils vivent dans l'intestin grêle de leurs hôtes respectifs. Leur taille varie selon les espèces (Ziam, 2018).

a.- *Taenia saginata* (Fig. 12, 13 et 14) : Parasite de l'intestin grêle, strictement humain, il s'agit d'un ver plat blanc de grande taille (4 à 10 mètres de longueur) segmenté en 1000 à 2000 anneaux, ou proglottis (Anofel, 2019).



Figure 12 : *Taenia saginata* adulte (en entier) (Anofel, 2019).

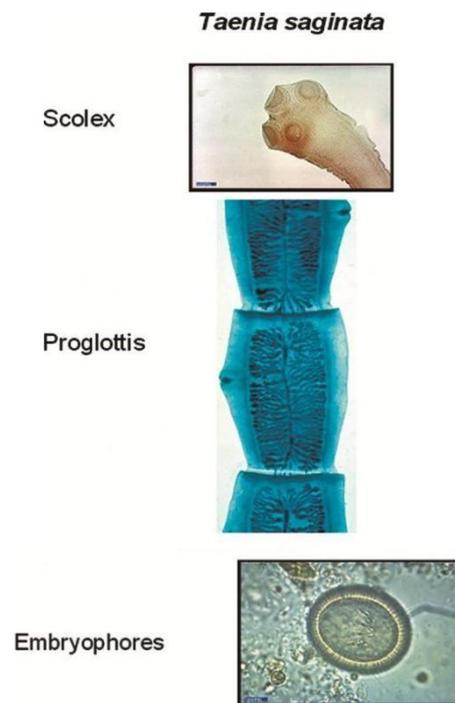


Figure 13 : Les proglottis, les œufs et embryophores de *T. saginata* (Anofel, 2019).

I.3.- Mode de contamination des parasites intestinaux

L'homme se contamine par ingestion de kystes qui se transforment en trophozoites dans le tube digestif (Anofel, 2007). Les sources d'infestation dans toutes les zones géographiques peuvent être à l'origine de péril fécal :

I.3.1.- Mains sales

- Légumes et fruits souillés.
- Transport mécanique éventuel par les mouches et les blattes (Moulinier, 2003).
- Eaux de boisson non contrôlée. Des sorbets ou crèmes glacées préparées avec une eau contaminée ont été dans certains pays à l'origine d'épidémies (Anofel, 2014).
- Contamination par ingestion de saucisses de porc mal cuites (Belkaid *et al.*, 1992).
- Marchant pieds nus dans de l'eau douce souillée (cas l'ankylostome qui pénètrent dans le corps par la peau).

I.4.- Prophylaxie

Les maladies liées au péril fécal, dont la prévention repose essentiellement sur l'hygiène individuelle et collective (Anofel, 2014).

I.4.1.- Sur le plan individuel (D'après Buffaz *et al.*, 2014)

- Lavage des mains, des fruits et légumes.
- Ebullition ou javellisation de l'eau de boisson.

I.4.2.- Sur le plan collectif

- la lutte contre le péril fécal et l'interdiction d'utilisation d'engrais humains.
- Installation d'un réseau de surveillance d'eau potable.

I.5.- Traitement

Le traitement antiparasitaire regroupe plusieurs et en fonction de l'espèce parasitaire on distingue les antis protozoaires et les antihelminthiques (**LAMAND et SPADONI, 2014**).

I.5.1.- Anti protozoaires intestinaux

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

Tableau 3 : Principales molécules anti-amibiens tissulaires (EDOUARD *et al.* 2004 ; LOUTAN *et al.*, 2007).

Médicament	Présentation	Indications	Posologie
Métronidazole FLAGYL®	-Suspension buvable à 4% -CP à 125 mg -CP à 250 mg. -CP à 500 mg	-Amoebose - Giardiose Trichomonose	-[40 mg/kg/j] en 3 prises pendant 7 jours chez l'enfant. -[15 mg/kg/j] pendant 5 Jours repartis en 3 prises journalières chez l'enfant. -[2 g] en une seule prise ou 500 mg/j en 2 prises pendant 10 jours.
Secnidazole SECNOL®	-Cp à 500mg.	-Amoebose Intestinale aiguë -Forme intestinale Asymptomatique	-[2 g] en prise unique chez l'adulte et 30 mg/kg/j en pris unique chez l'enfant. -Même posologie que dans la forme aiguë mais pendant 3 j.

I.5.2.- Antihelminthiques intestinaux

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

Tableau 4 : Principales molécules antihelminthiques (CINQUETTI, 2012 ; LATEEF, 2008 et ANSM, 2015).

Médicaments	Présentation	Indications	Posologie
Praziquantel BILTRICID E®	-Cp à 600 Mg	-Toutes les bilharzioses -Tœniasis à <i>Tœnia Saginata</i> et <i>solium</i>	-Dose unique de [40 mg/kg] sur 1j de traitement pour toutes les espèces sauf pour <i>Schistosoma japonicum</i> qui se traite à la posologie de [60 mg/kg] en 2 prises. -[10mg/kg] en une prise.
Albendazole ZENTEL®	-Cp à 400 mg -Suspension à 4 %	-Oxyurose -Ascaridiose, Ankylostomose, et trichocéphalose -Anguillulose et tœniasis.	-[100 mg] en prise unique répétée 15 à 20 j plus tard. -Enfant plus de 2 ans : 400 mg en prise unique -Enfant plus de 2 ans : 400 mg/j Pendant 3j.
Pipérazine VERMIFUGS ORIN®	-Suspension à 15 mg/ml	- Oxyurose -Ascaridiose	-2 cures de 7 jours espacées de 15 à 20 jours

I.5.3.- Traitement chirurgical

Il est indiqué dans le cas des complications de certaines parasitoses tel que l'ascaridiose. Peut occasionner une appendicite, une angiocholite, une pancréatite ou des occlusions intestinales (Ascaris très nombreux) et ça peut aller à la perforation (BACHI, 2014).

I.5.4.- Phytothérapie

Certaines plantes ont acquis le caractère antiparasitaire.

Tableau 05 : Les substances d'origine végétale antiparasitaires (**KONE-BAMBA et al.,1987**).

L'huile essentielle	L'ail	Les graines et l'huile decourge
Comme par exemple huile essentielle d'armoise d'arbreà thé, de cajeput et de cannelle.	Sous toutes ses formes, il est surtout connu pour ses propriétés contre les oxyures.	L'action vermifuge de la courge est liée à la cucurbitacine efficace contre l'ascaridiose, mais aussi contre le tæniasis.

Matériels et méthodes

II. Matériel et méthodes “Diagnostic copro-parasitologique”

II.1.- Lieu et durée d'étude

Il s'agit d'une étude perspective concernant les examens parasitologiques des selles des personnes de la région de Blida, qui s'est déroulée au laboratoire d'hygiène de la wilaya de Blida. La durée expérimentale s'est étalée sur une période de 2 mois, allant du mois de Mars 2022 au mois de Juin 2022, sauf pour le mois de Ramadan, car les examens parasitologiques (EPS) des selles ont été arrêtés.

II.2.- Echantillonnage

Pendant notre période de recherche, un total de 361 selles a été collecté à partir des résidences universitaires, DGSN Police, le personnel de la zone militaire de l'armée, et même sur les EPSP de la Wilaya, lycées, CEM, crèches et d'autres patients externes. D'autres échantillons des malades mentaux provenant du service psychiatrique de l'établissement hospitalier Frantz-Fanon-Blida (E.H.S. Frantz Fanon). A cet effet, chaque matin, nous avons analysées les selles qui ont été orientés au LHSPB.

II.2.1.- Prélèvement

Idéalement, les selles doivent être distribuées sur place au niveau du laboratoire, et collectées dans une boîte ou un récipient sec, propre, large et hermétique et ne doivent pas être mélangés avec l'urine. La case indique le nom, prénom du patient et le numéro de prélèvement (Fig. 14).



Figure 14 : Boite de coproparasitologie (Originale, 2022).

Si le prélèvement est effectué en dehors du laboratoire, la selle doit arriver rapidement dans l'heure suivante maximum, si le délai est plus long, ou si la selle doit être envoyée dans un autre laboratoire, elle doit être conservée, soit au réfrigérateur (réfrigérer à 4° C.)

Soit au formol par exemple. L'intérêt est de protéger les formes végétatives ou trophozoïtes sensibles aux changements de température et à la déshydratation.

Afin d'appuyer notre enquête, tous les résultats sont marqués sur la fiche de résultats (Voir Annexe I).

II.3.- Matériel

Le matériel utilisé dans notre étude comprend un matériel biologique et un matériel non biologique.

II.3.1.- Matériel biologique

Des selles collectées dans une boîte propre (voir annexes II).

II.3.2.- Matériel non biologique

C'est le matériel nécessaire pour réaliser les méthodes de diagnostic (voir annexes III)

II.4.- Méthodes

II.4.1.- Examen parasitologique des selles

La coprologie parasitaire est un examen de base consistant à examiner les selles sur le plan macroscopique et microscopique, son objectif est de rechercher des éléments parasitaires sur leur différentes formes : kystes, formes végétatives, oocystes, spores, œufs, larves, vers adultes ou anneaux dans les matières fécales. Il s'agit de la méthode de choix pour dépister et confirmer une parasitose (Anaes, 2003 ; Irola, 2010 ; Guiguen, 2012).

II.4.1.1.- Examen macroscopique

Cet examen nous a permis de noter :

- La couleur,
- La consistance des selles : Normales, Liquides, molles, Solides.

L'existence des éléments surajoutés qui peuvent être d'origine :

- **Parasitaire** : anneaux de *Taenia*, adultes d'oxyures,
- **Non parasitaire** : sang, glaire, pus, fibres alimentaires.

II.4.1.2.- Examen microscopique

L'examen microscopique c'est un examen qui consiste à rechercher directement la présence des parasites sous ses formes mobiles, comme il permet de dépister les œufs et les larves d'Helminthes, les kystes et les formes végétatives d'amibes et de flagellés, par observation au microscope. L'examen microscopique direct est obligatoire à l'objectif x10 puis x40.

Il existe trois sous options d'examen microscopique de la copro-parasitologie :

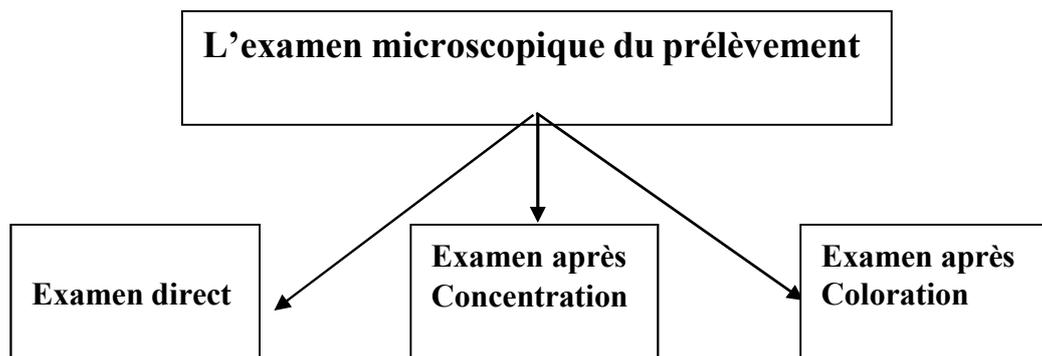


Figure 15 : Les différentes méthodes d'examen microscopique de la copro-parasitologie.

II.4.1.2.1.- Examen direct (état frais)

Il permet d'observer les formes végétatives d'amibes et de flagellés tout en étudiant leurs caractères de mobilité, repérer les larves vivantes d'anguillule et renseigne sur l'état de la digestion et permet aussi de trouver la plupart des kystes de protozoaires et œufs d'helminthes. Il peut être faussement négatif en cas de faible parasitisme (Gentilini et *al.*, 1983 ; Nanfah, 2008).

- A l'aide d'un écouvillon, on prélève une petite quantité de selles à différents endroits.
- Dans un tube sec on met la moitié d'eau physiologique (Fig. 16).
- Ces petites particules de matière fécale sont diluées dans de l'eau physiologique et agiter et laisser sédimenter.
- A l'aide de l'écouvillon, on prélève une goutte de la suspension qu'on monte entre lame et lamelle.
- L'observation et la recherche des éléments parasitaires se fait sous microscope optique grossissement 10X puis 40X.

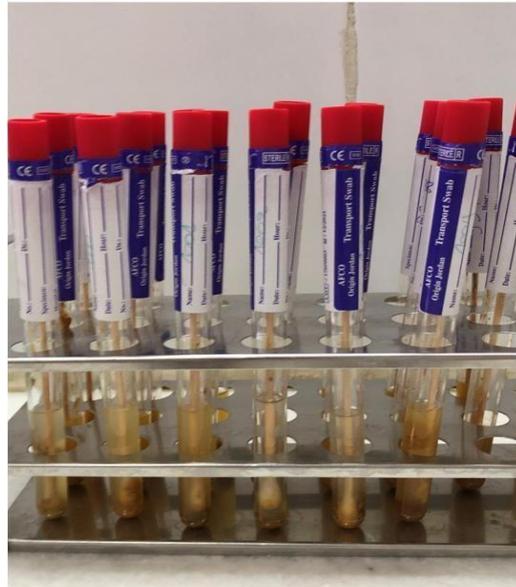


Figure 16 : Préparation des selles Dilués dans l'eau physiologique pour l'examen à frais (Originale, 2022).

II.4.1.2.2.- Examen après coloration

C'est une coloration extemporanée à l'état frais entre lame et lamelle. Elle permet l'identification des espèces de Protozoaires en colorant, comme elle permet de mieux visualiser certains éléments (les membranes cytoplasmiques et nucléaires, le caryosome et la chromatine en noir), et les structures nucléaires des formes kystiques ou végétatives des autres protozoaires.

La même dilution en eau physiologique préparée dans l'examen à l'état frais est utilisée dans cet examen.

On prend une lame porte objet sur laquelle on dépose une goutte de cette suspension et on rajoute une goutte de lugol à 2%, de bleu de méthylène ou du May Grünwald (voir annexes III) puis on recouvre d'une lamelle et on procède à la lecture (Fig. 17).

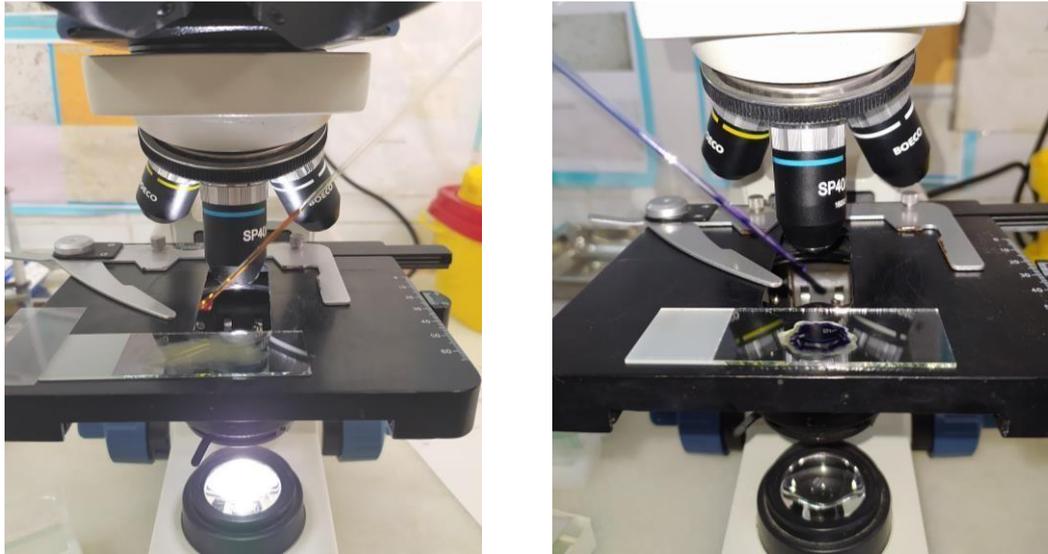


Figure17 : Coloration des selles au Lugol et au May Grünwald pour l'examen à frais (Originales, 2022).

II.4.1.2.3.- Examen après concentration (méthodes d'enrichissement)

Les méthodes d'enrichissement ont pour but de réunir dans un faible volume, les éléments parasitaires initialement dispersés dans une grande masse fécale.

Les techniques de concentration permettent d'isoler un nombre maximum de kystes et d'œufs d'helminthes avec un minimum de résidus. Elles se répartissent en deux groupes (Fig. 18) :

- Les méthodes physiques ou monophasiques.
- Les méthodes physico-chimiques ou diphasiques.

Chaque méthode a ses indications précises :

- Le choix de la méthode sera orienté par les données cliniques et épidémiologiques.
- Aucune ne met en évidence tous les parasites en même temps.
- On associe au moins 2 techniques complémentaires.

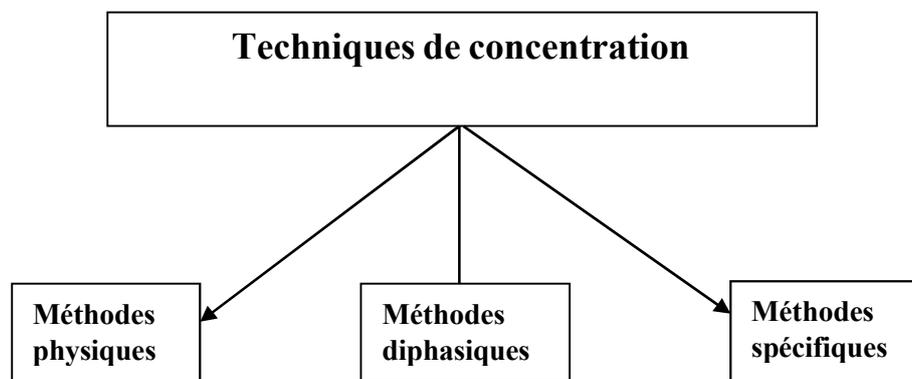


Figure 18 : Les différentes techniques de concentration.

a.- Méthodes physiques

Basées sur des principes de concentration physique : différence de densité entre les débris et les parasites. Selon que les selles soient diluées dans un liquide de faible densité à celle du parasite, on parle donc d'une concentration par sédimentation (exemple : méthode de Faust), ou dans un liquide à forte densité à celle du parasite, on parle donc d'une concentration par flottation (exemple : méthode de Willis) (Trabelsi et *al.*, 2012 ; Buffaz et *al.*, 2014).

a1.- Méthode de flottation

➤ Principe :

On effectue une dilution fécale avec un réactif plus dense que les parasites. Ceux-ci vont se retrouver à la surface de la dilution et vont être recueillis soit par une anse de platine, soit par adhérence au verre. Nous avons utilisé 3 différentes solutions de flottation : la solution de chlorure de sodium, la solution de saccharose et la solution de zinc (voir annexe II Fig.19 et 20). Les caractéristiques des 3 solutions sont mises en exergue dans le tableau 3.

Tableau 6 : Avantages et inconvénients des 3 solutions de flottation utilisées dans le diagnostic coprologique des parasitoses digestifs chez l'Homme.

Solution	Densité	Avantages	Inconvénients	Préparation
Sucre de cuisine (Sheather)	1,27	-Peu couteux, -Facile à préparer -Préserve la forme des œufs de nématodes -Indiqué pour les <i>Cryptosporidium</i>	-Trop visqueuses -Collante. -Risque de contamination par des moisissures	-800 g de sucre -1000 ml d'eau -20 ml de formol du commerce
Chlorure de sodium	1,20	-Très peu couteux -Facile à préparer	-Corrosif -Remonte presque uniquement les kystes de coccidies -Tendance à former des cristaux -Déformation importante des œufs	-400 g de sel NaCl -1000 ml d'eau
Chlorure de zinc	1,50	-Efficacité comparable à l'iodo mercurate de potassium	-Remonte importante de débris. -Stimule les larves -Perturbe la lecture	-880 g (ZnCl ₂) -1000 ml d'eau

(Anofel, 2017).



Figure19 : Les solutions de flottation utilisées pour la concentration des parasites digestifs (Originale, 2022).

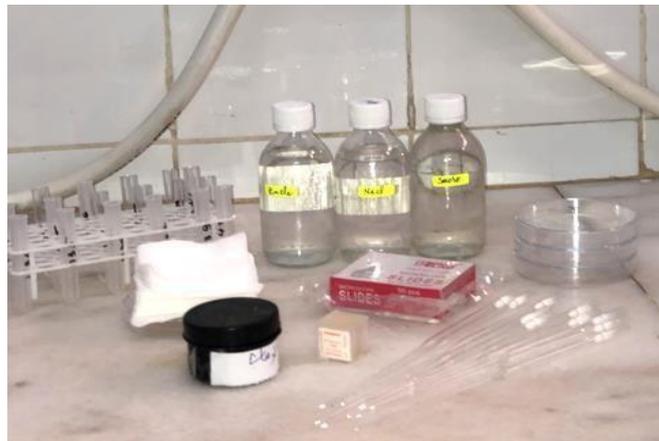


Figure 20 : Préparation du matériel et de l'échantillon pour la technique de flottation et concentration (Originale, 2022).

Les différentes étapes de la technique de flottation et concentration sont montrés dans la figure 21. Elle consiste à peser 1 g de selles (a), qu'il faut diluer dans 15 ml de la solution de chlorure de sodium, ou la solution de saccharose ou la solution de zinc (b) et (c). L'ensemble est trituré dans une boîte de pétrie ensuite filtré à travers une compresse de gaze (d). La suspension fécale obtenue est versée dans un tube à essai de 10 ml (e) jusqu'à obtenir un ménisque convexe (f). On dépose une lamelle sur le tube et on laisse reposer pendant 15 min (g). La lamelle est ensuite retirée et déposée sur une lame porte objet qu'on examine au microscope (h). On utilise le grossissement le plus faible qui permet d'avoir sous les yeux un champ de diamètre maximal pour examiner toute la surface de la préparation lentement 40 et systématiquement. Lorsqu'on suspecte des œufs, on passe aux grossissements 10 puis 40 pour

l'identification du genre.

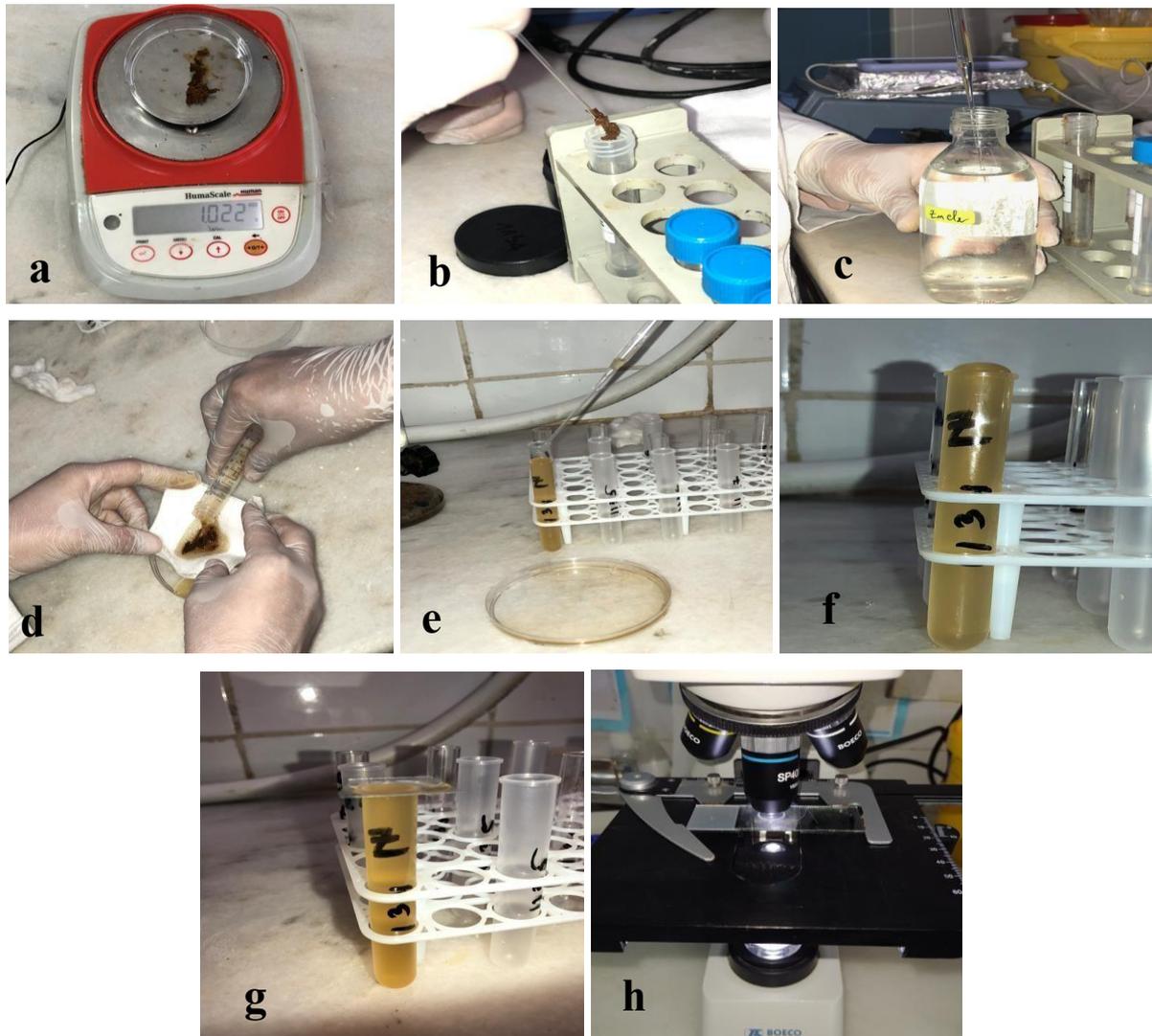


Figure 21 : Différentes étapes de la technique de flottation et concentration (Original, 2022).

a2.- Méthode de Wilis (1921)

Elle utilise également du NaCl à 25%.

- Diluer la selle dans NaCl à 25% dans un tube à essai (a).
- Homogénéiser (b).
- Tamiser avec une compresse de gaze(c).
- Verser dans un tube sec jusqu'à l'obtention d'un ménisque (d).
- Appliquer une lamelle sur le tube et on laisse en contacte 15 minutes (e).
- Au bout de délai on retire qu'on dépose sur une lame porte objet pour l'examiner (f).

Les étapes de cette méthode sont montrées dans la figure 23.

Cette technique permet de indiquer les œufs d'ankylostomes et d'ascaris fertiles. Les contre-indications sont les kystes, les larves et les œufs des douves, des schistosomes et ascaris fertiles.



Figure 22 : Préparation du matériel et de l'échantillon pour la méthode de Wilis (Originale, 2022).

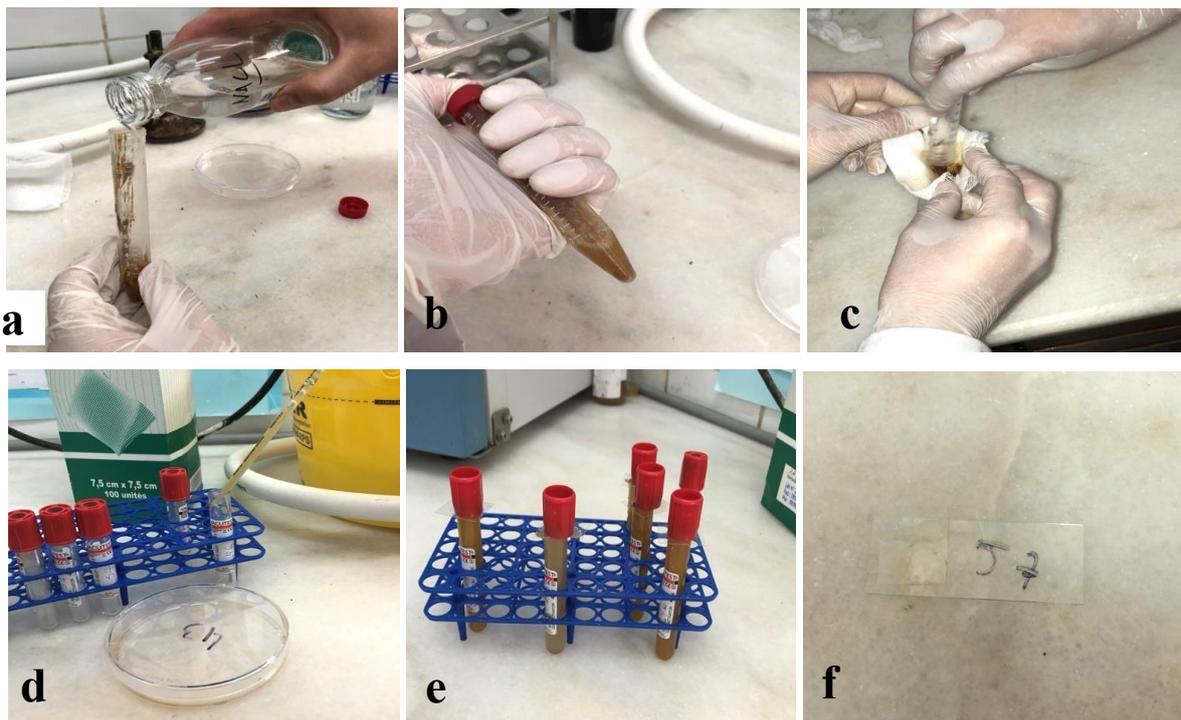


Figure 23. Les étapes de la méthode de Wilis (Originale, 2022).

b.- Méthodes diphases

Caractérisées par la mise en présence de deux phases non miscibles, l'une aqueuse et l'autre constituée par l'éther qui est un solvant des lipides (Fig. 24). Il se crée un coefficient de partage entre ces deux phases et la répartition de chaque élément fécal dans chacune d'elles sera isolés en fonction de son pouvoir hydrophile ou lipophile (Anonyme 2).

b1.-Méthode de Ritchie

Basée sur la mise en présence du parasite entre deux phases non miscible : aqueuse et organique.

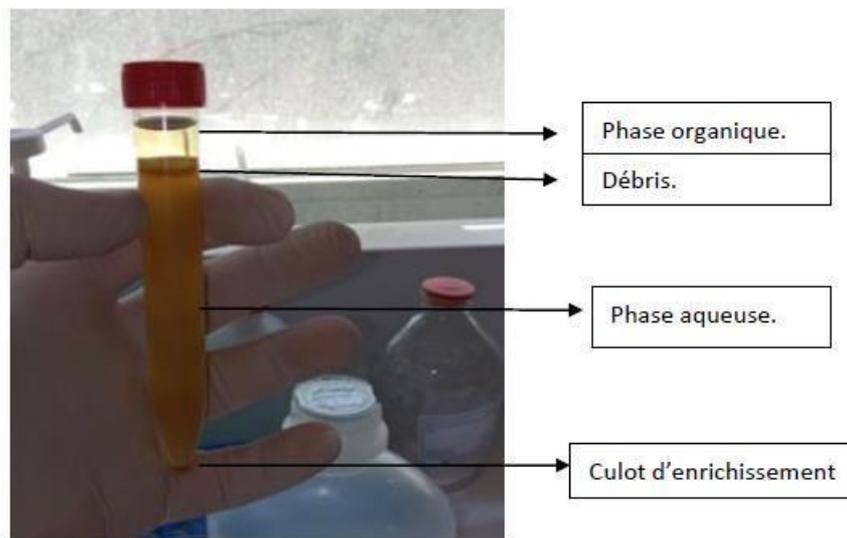


Figure 24 : Aspect après centrifugation (Originale, 2022).

Cette technique permet d'augmenter la sensibilité de la recherche de formes kystiques ou d'œufs (Fig. 25). Les formes végétatives ne peuvent plus être mises en évidence après concentration.

➤ Mode opératoire :

- Diluer une noisette de selle dans de formol 10% (a).
- Mélanger et laisser sédimenter quelques secondes.
- Transvaser dans un tube à centrifuger.
- Ajouter de l'éther (inflammable) : 1/3 d'éther pour 2/3 de mélange (b).
- Boucher et mélanger par retournements pendant 30 secondes (c).
- Centrifuger 2 min à 1500 tr/min (d et e).
- Éliminer le surnageant par retournements.

- Faire un examen direct sur le culot de centrifugation (f).

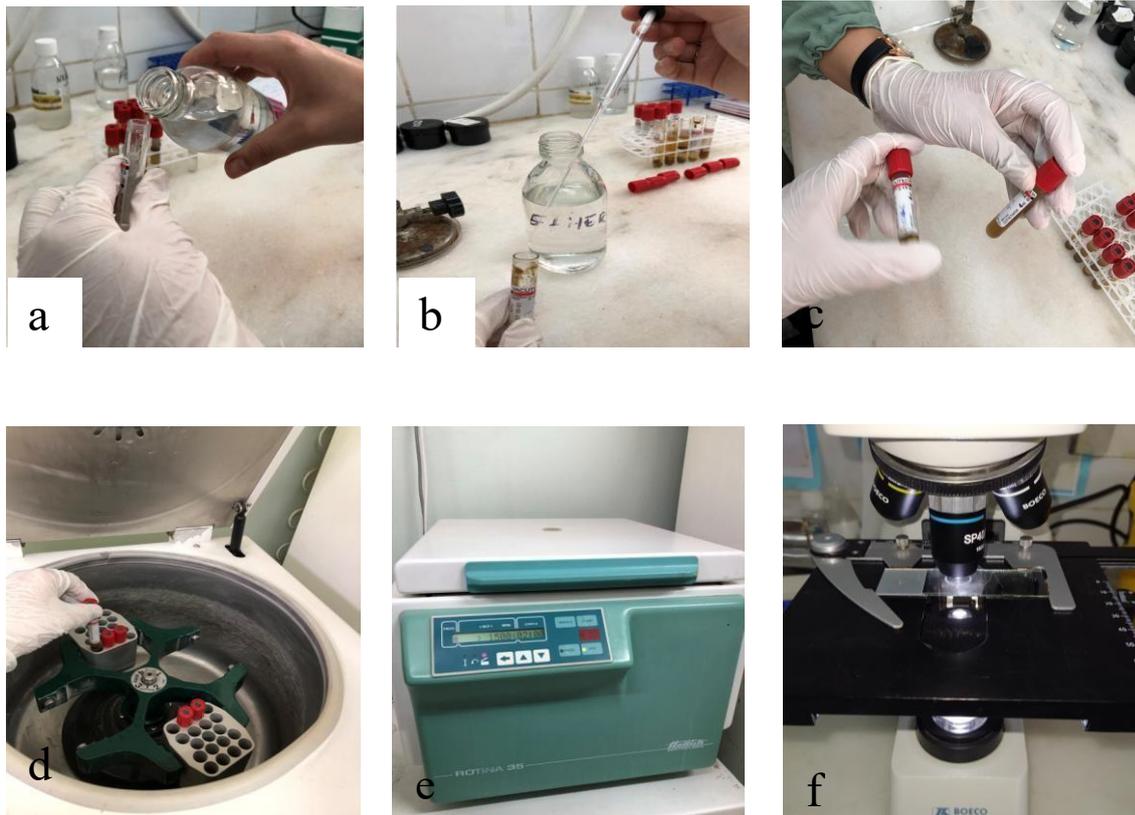


Figure 25. Les étapes de l'examen après concentration, la technique de Ritchie (Originale, 2022).

c.- Méthodes spécifiques

c1.- Scotch-test

La méthode du Scotch-test, dite de Graham qui consiste à appliquer un ruban adhésif transparent (cellophane adhésive) sur les bords de l'anus déplié, le matin avant la toilette et défécation (Fig. 26). Les œufs se collent sur le ruban et leur présence est révélée par un examen au microscope. Il permet de mettre en évidence les œufs d'helminthes surtout d'oxyures dont les femelles viennent pondre la nuit sur la marge anale, et plus rarement ceux de *Taenia saginata* dont les anneaux remplis d'œufs sortent du sphincter anal (Luc Paris, 1921).



Figure 26 : Parasitologie Scotch-test (Originale, 2022).

Résultats et discussion

III.1.- Résultats de la prévalence des parasites digestifs à différents méthodes de diagnostic

III.1.1.- Nombre total de selles traitées par les techniques coprologiques

Au cours de cette étude, nous avons traité 361 selles dont 81 échantillons proviennent de personnes cliniquement suspectes à antécédents parasitaires et 280 issues de personnes cliniquement saines (Tab. 7). Toutes les selles ont été traitées avec 5 techniques de diagnostic coprologique, l'examen à frais, la concentration par flottation "dans une solution sel de cuisine (densité = 1,20), la solution de sucre (densité = 1,27) et la solution de chlorure de zinc (densité = 1,50) " méthode de Ritchie, méthode de Wilis et la méthode spécifique (scotch test). Nous avons réalisé au total 466 examens microscopiques, le tableau 7 montre le nombre total de selles traitées par technique coprologique.

Tableau 7. Nombre total d'analyses réalisé par les techniques coprologiques.

	Frais	ZnCl 2	NaCl	Sucre	Ritchie	Wilis	Scotch test	Total
Nombre d'analyses	359	31	31	31	6	6	2	466

Parmi les 359 analyses examens à frais, 31 examens seulement sont comparés avec les 3 examens de flottation.

III.1.2.- Prévalence des personnes parasitées chez la population étudiée en fonction des méthodes de flottation et l'examen a l'état frais

Le nombre et la prévalence des personnes parasitées en fonction de la technique coprologique sont mis en exergue dans le tableau 8. La solution de saccharose permet de faire flotter le maximum d'éléments parasitaires (27,5%) par rapport aux autres solutions. Le nombre positif est élevé avec la solution de flottation de chlorure de sodium (25%) comparativement à celles du chlorure de zinc (23,75%) et à l'état frais (23,75%). Le tout est montré dans le tableau 8 et la figure 27.

Tableau 8. Nombre et prévalence des personnes parasitées en fonction de la technique coprologique.

	E. frais	Zncl2	NaCl	Sucre	Totale
Nombre de cas positif	19	19	20	22	80
% des positifs	23,75%	23,75%	25%	27,5%	

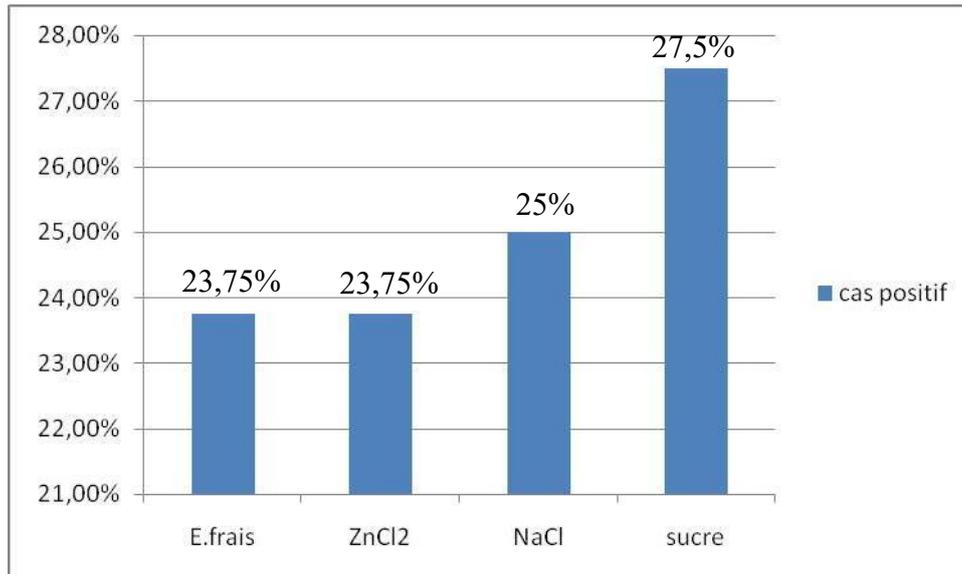


Figure 27 : Répartition des cas positifs selon les méthodes de flottation et l'examen à l'état frais.

III.1.2.1.- Prévalence des parasites digestifs en fonction des méthodes de concentration (flottation) et l'examen à l'état frais

La prévalence des différents parasites digestifs en fonction de la technique de diagnostic utilisée est mise en évidence dans le tableau 9. La solution de flottation de Saccharose a permis de diagnostiquer plus de parasites digestifs 27,5% par rapport aux solutions de chlorure de sodium, de l'examen à frais et de chlorure de zinc (Tab 9). Tous les parasites ont été mis en évidence par la solution de saccharose, *P. butschlii* (Fig. 29) et *C. parvum* (Fig. 30) n'ont pas été mis en évidence à l'état frais (Tab. 9). Le parasite *E. hartmani* (Fig. 31) a été mis en évidence uniquement par la solution de saccharose et l'examen à frais. La prévalence du parasite *B. hominis* (Fig. 32) est importante pour la solution de chlorure de sodium 17,30%. *E. nanus* (Fig. 33) est important pour l'examen à frais 6,73 %, *P. butschlii*

(figure 29) est important pour la solution de saccharose 4,80%. Les autres parasites ont montré une prévalence relativement faible allant de 0,96% jusqu'à 3,84%. (Tab. 9).

Tableau 9. Prévalence des parasites digestifs selon les méthodes de flottation et l'examen a l'état frais.

	Etat frais (%)	ZnCl ₂ (%)	NaCl (%)	Sucre (%)
Cas négatifs	76,25	76,25	75	72,5
Cas positif	23,75	23,75	25	27,5
<i>B. hominis</i>	13,46	13,46	17,30	15,38
<i>E. coli</i>	0,96	0,96	0,96	0,96
<i>E. nanus</i>	6,73	3,84	2,88	4,80
<i>E. hartmani</i>	0,96	00	00	0,96
<i>P. butschlii</i>	00	1,92	2,88	4,80
<i>C. Parvum</i>	00	0,96	0,96	0,96
<i>T. Intestinalis</i>	0,96	0,96	0,96	0,96

D'après le tableau 9, *B. hominis* est le plus fréquent, viennent par la suite *E. nana* et *P. butschlii*. Les autres espèces sont faiblement représentées avec *E. coli*, *C. parvum*, *T. intestinalis* et *E. hartmani*.

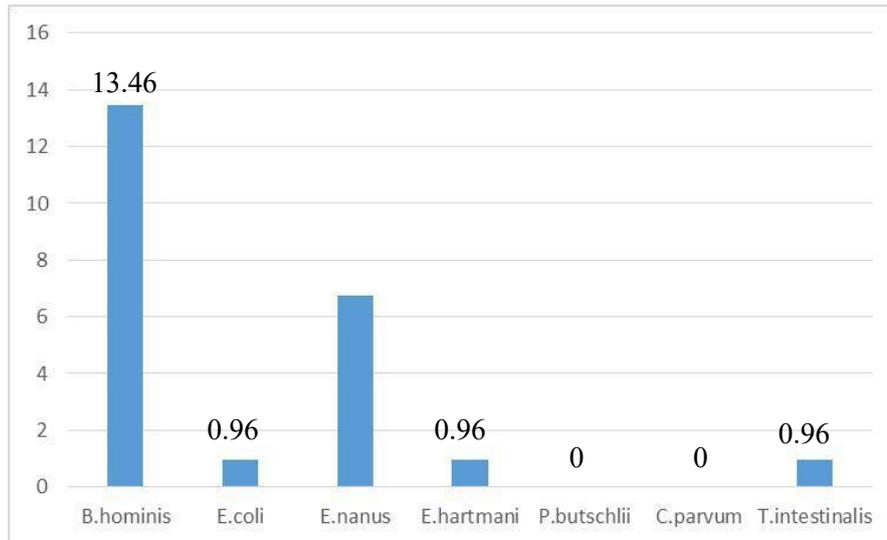


Figure 28 : Répartition des parasites selon l'examen à l'état frais.

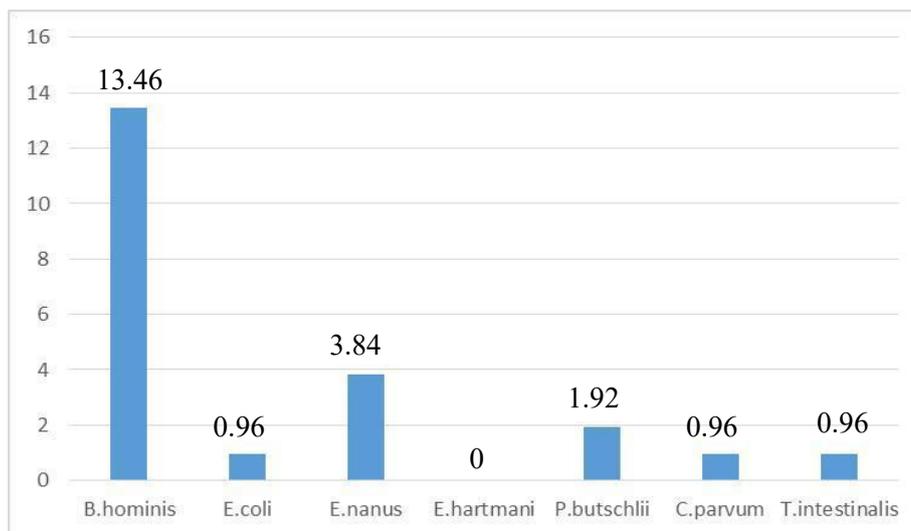


Figure 29 : Répartition des parasites selon les méthodes de flottation par solution de $ZnCl_2$.

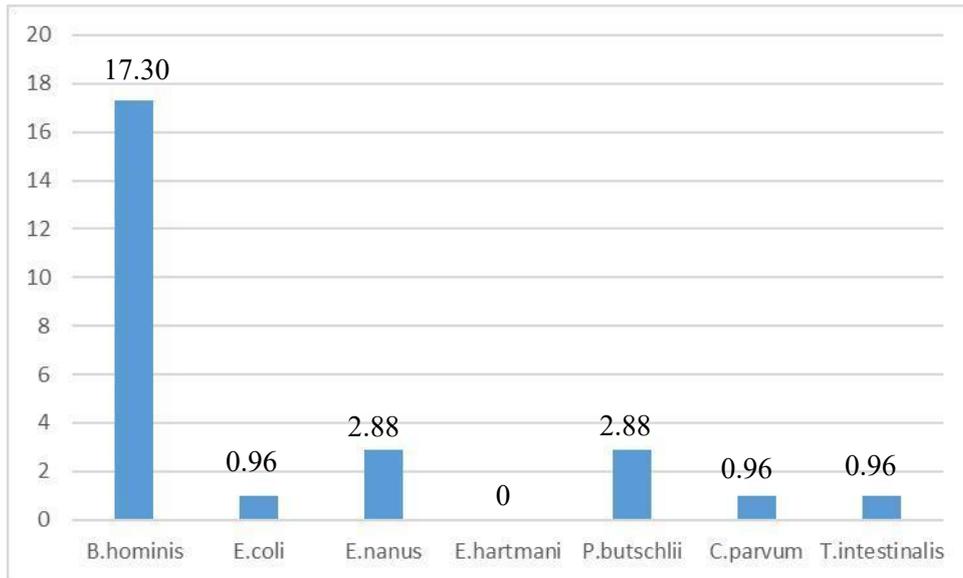


Figure 30 : Répartition des parasites selon les méthodes de flottation par solution de NaCl.

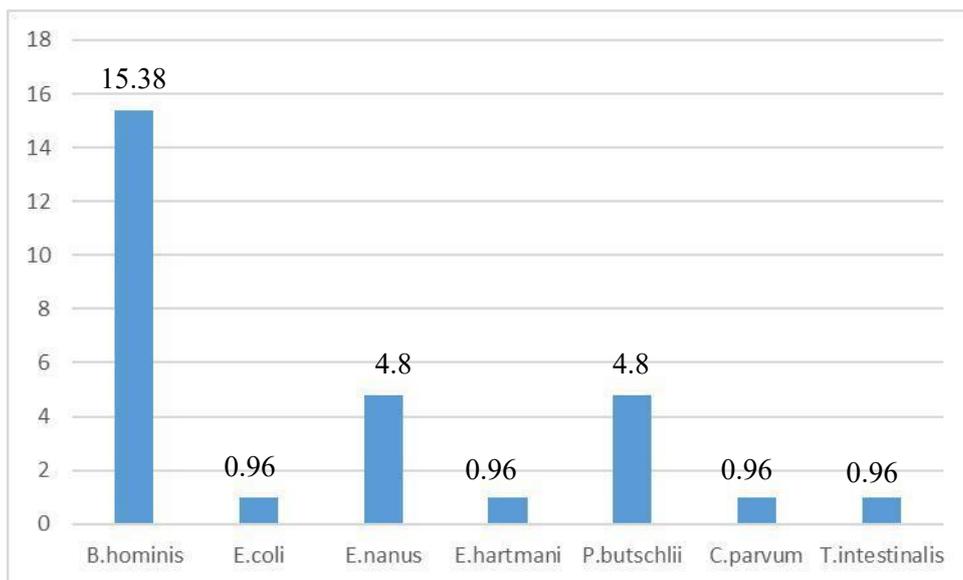


Figure 31 : Répartition des parasites selon les méthodes de flottation par solution de saccharose.

III.1.2.2.- Les parasites identifiés par la technique de flottation

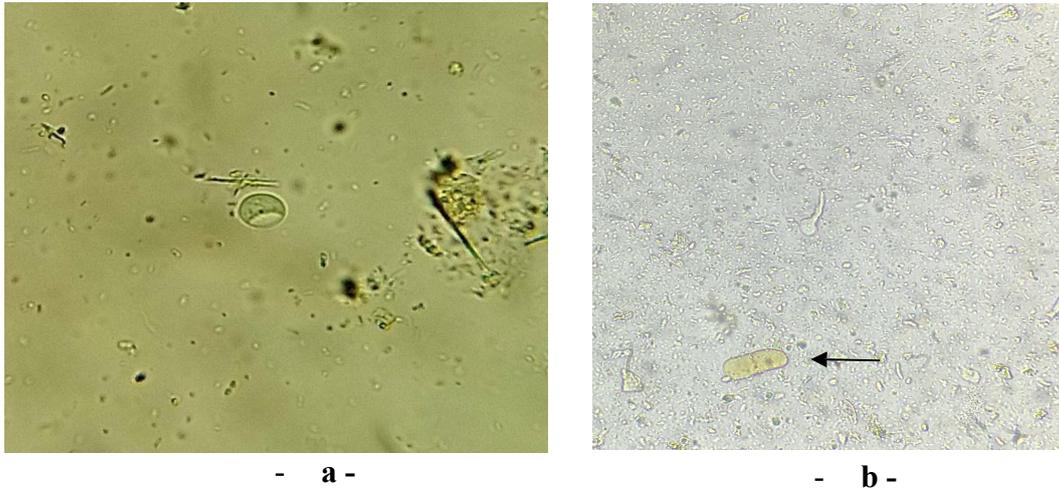


Figure 32 : (a) Kyste de *P. butschlii* après coloration au Lugol, (b) forme végétative de *P. butschlii* Gx400. LHSPB (Originale 2022).

🚩 Formes kystique (Fig. 32 –a-)

Taille : 8 à 15 μm .

Forme : toutes les formes peuvent exister : arrondie, ovale, triangulaire, rectangulaire, trapézoïdale.

Contour : épais et très réfringent.

Contenu : Noyau unique, de grande taille.

🚩 Formes végétatives (Fig. 32 –b-)

Taille : 10 à 15 μm (ou plus).

Contenu : Noyau Gros et vésiculeux.



Figure 33 : Kyste de *C. parvum* Gx400. LHSPB (Originale 2022).

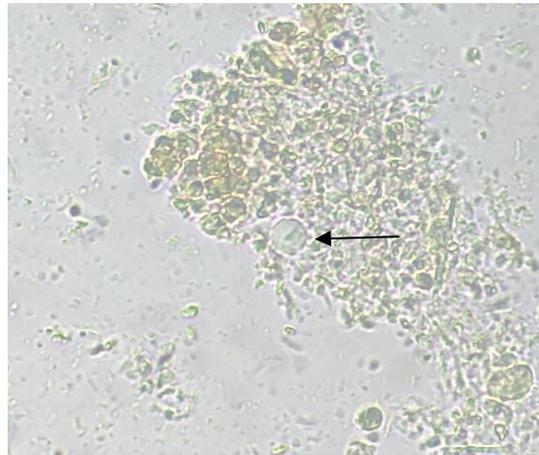


Figure 34 : *E. hartmani* Gx400. LHSPB (Originale, 2022).

- ***E. hartmani*** (Fig. 34)

Taille : 6 à 10 μm maximum.

Forme : en général arrondie. Contour : net et réfringent.

Contenu : quatre noyaux.

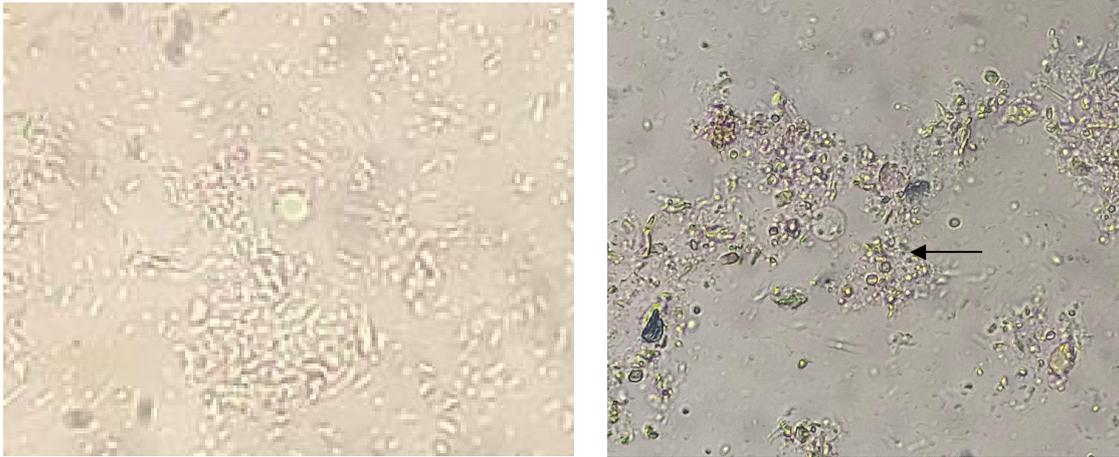


Figure 35 : *B. hominis* Gx400 après coloration au May Granwald. LHSPB (Originale 2022).

- *B. hominis* (Fig. 35)

Taille : de 6 à 40 μm .

Forme : rond.

Les formes ressemblant à des kystes ont un grand corps central qui ressemble à une grande vacuole entourée de petits noyaux multiples.

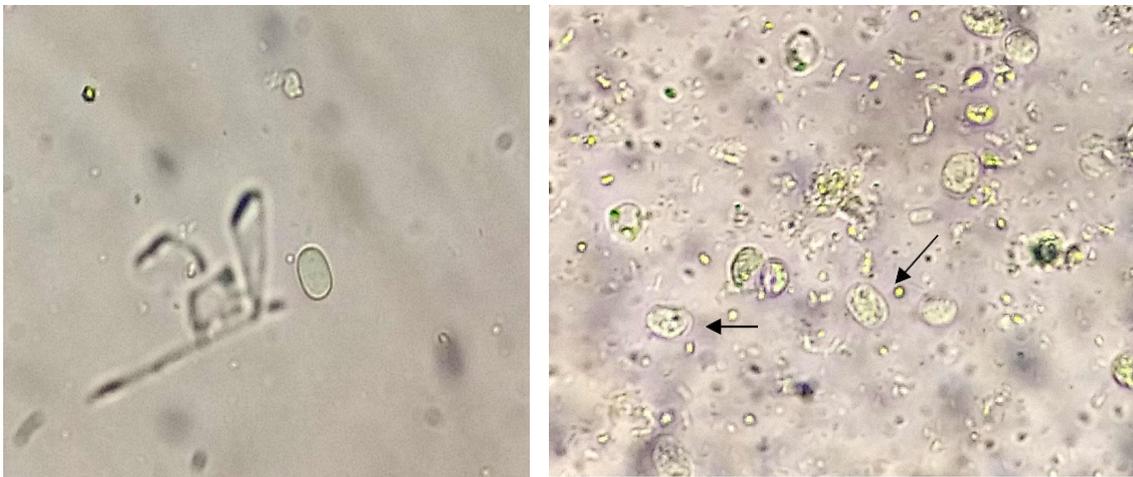


Figure 36 : *E. nanus* Gx400. LHSPB (Originale 2022).

- *E. nanus* (Fig. 36)

Taille : 8 à 10 μm .

Forme : arrondie, ovoïde ou rectangulaire.

Contour : net.

Noyaux : 3 ou 4 noyaux sont le plus souvent rencontrés ; les noyaux sont groupés par 2 aux

extrémités du kyste.

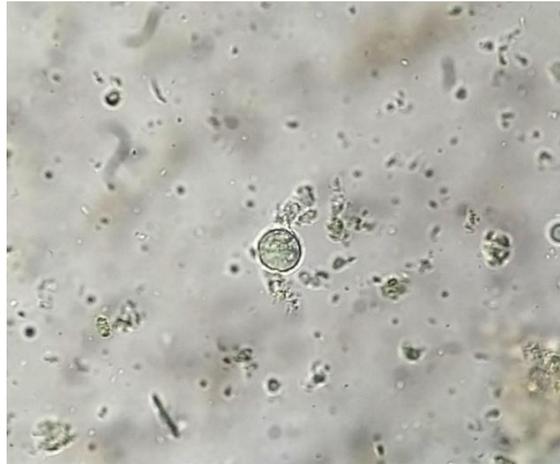


Figure 37 : Kyste d'*E.coli* (forme minuta). Gx400. LHSPB (originale 2022).

-. *E. coli* (Fig. 37)

Taille : 15 à 20-25 μm .

Forme : arrondie ou ovale.

Contour : à l'état frais, la coque est nette, marquée de noir.

Aspect : très réfringent.

Contenu : de 1 à 8 noyaux.

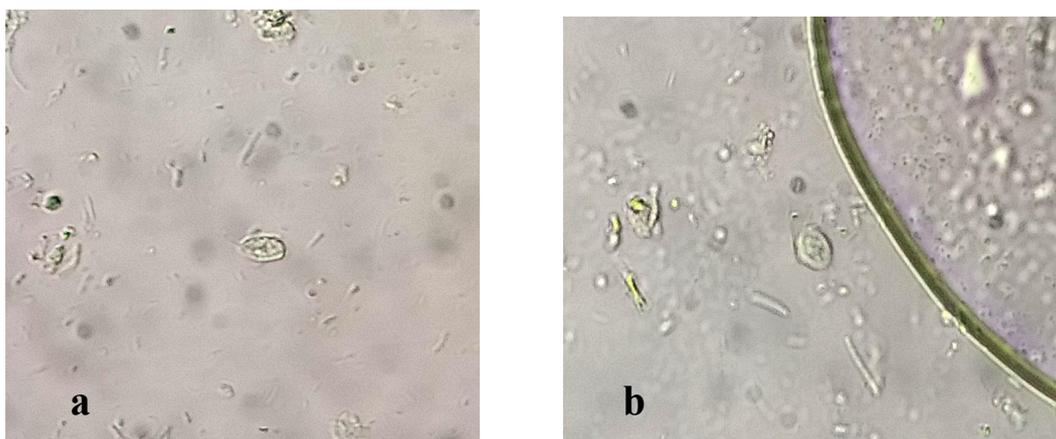


Figure 38 : Forme végétative (a) et kystique (b) de *T. intestinalis* Gx400. LHSPB (Originale2022).

-. *T. intestinalis* (Fig. 38)

Taille : 10 à 15 μm .

Contenu : noyau unique avec 2 éléments de soutien : la costa et l'axostyle.

III.1.3.- Nombre et prévalence des personnes parasitées en fonction de la méthode de Wilis et Ritchie

Nous avons trouvées 4 cas positifs (66,66%) sur 6 pour la méthode de Ritchie et 2 cas positifs (33,33%) sur 6 pour la méthode de Wilis (Fig. 39).

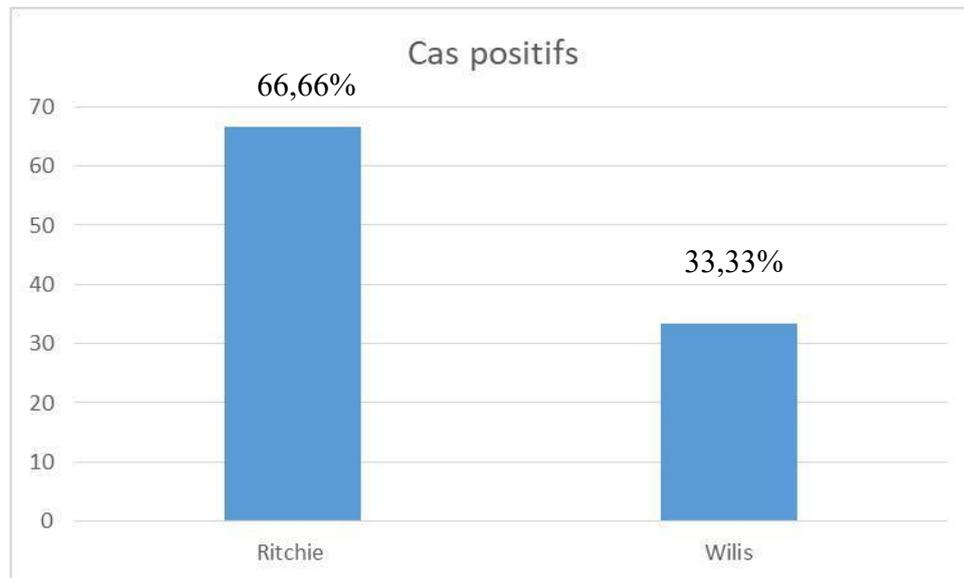


Figure 39 : Répartition des cas positifs selon les méthodes de Ritchie et Wilis.

III.1.3.1.- Prévalence des parasites digestifs en fonction des méthodes de Ritchie et Wilis

Deux parasites sont diagnostiqués par la méthode de Ritchie : *B. hominis* (Fig. 38) qui est dominante (75%) et *E. coli* (Fig. 39).

Les mêmes parasites sont détectés par la méthode de Wilis dans des proportions égales. Le tout est montré dans le tableau suivant (Tab. 10).

Tableau 10. Prévalence des parasites digestifs selon les méthodes de Ritchie et Wilis.

	Ritchie	Wilis
Cas positif	66,66%	33,34%
<i>E. coli</i>	25%	50%
<i>B. hominis</i>	75%	50%

Parasites identifiés par la méthode de Ritchie



Parasites identifiés par la méthode de Wilis

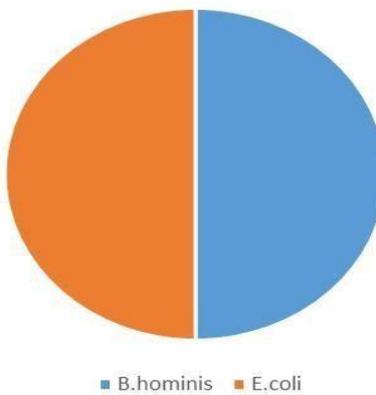


Figure 40 : Répartition des parasites selon les méthodes de Ritchie et Wilis.

III.1.3.2.- Les parasites identifiés par les méthodes de Ritchie et Wilis (Fig. 38 et 39)

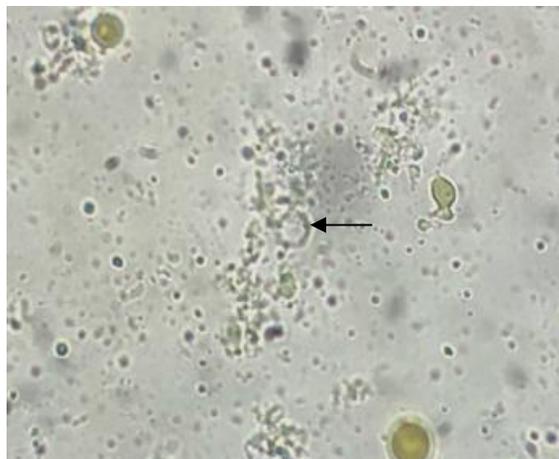


Figure 41 : Kyste de *B. hominis* par la méthode de Ritchie Gx400 (Originale 2022).

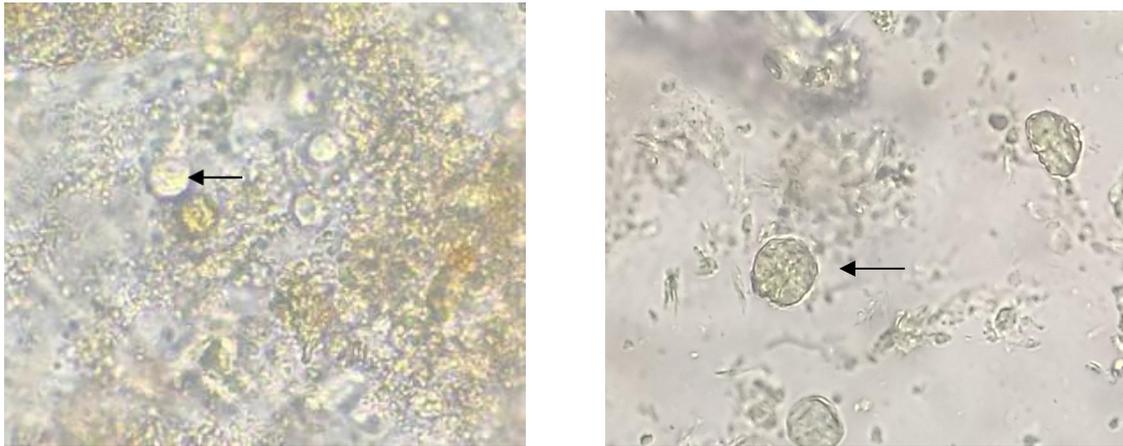


Figure 42 : Kyste d'*E.coli* après concentration par la méthode de Willis Gx40 (Originale 2022).

III.1.4.- Parasites identifiés par la méthode spécifique (Scotch test)

Après avoir appliqué un scotch test sur un enfant de 7 ans, et faire une lecture microscopique, nous avons identifiés seulement les œufs d'oxyures (Fig. 43).



Figure 43 : Œuf d'*Enterobius vermicularis* Gx10. LHSPB (Originale 2022)

.-. **Enterobius vermicularis** (Fig. 43)

Taille : 50 x 30 μm .

Forme : ovoïde asymétrique

Parois : latérales inégales, un côté est légèrement aplati.

Coque : double et lisse.

Contenu : morula à un stade avancé de développement ou une larve L1.

Couleur : transparente.

III.1.5.- Morphologie différentielle d'autres protozoaires trouvés dans des échantillons de selles d'êtres humains à l'état frais : kystes (Fig. 44) et (fig.45).



Figure 44 : Kystes de *G. intestinalis* G X 40. LHSPB (originale 2022).

- Giardia intestinalis (Fig. 44)

Taille : de 12 à 15 μm .

Forme : ovoïde à ellipsoïde.

Noyaux : Les kystes immatures et matures ont respectivement 2 et 4 noyaux en position antérieure.

Contenu : les fibrilles intracytoplasmiques sont visibles dans les kystes.

Paroi : impression d'une double membrane réfringente.



Figure 45 : Kystes d'*E. histolytica* G X 40.LHSPB (originale 2022).

- Entamoeba histolytica (Fig. 45)

Taille : 12 à 14-15 μm .

Forme : arrondie dans la majorité des cas, mais ils peuvent être ovalaires.

Contour : net mais moins épais et moins coloré que dans les kystes d'*E.coli*.

Aspect : réfringent.

Contenu : 1 à 4 noyaux.

III.2.- Discussion

Les parasitoses intestinales constituent un problème majeur de santé publique et une menace permanente dans les pays en voie de développement (pilly, 2016). Le diagnostic de confirmation d'une suspicion et /ou lors d'enquêtes épidémiologiques est d'une importance capitale respectivement pour les cliniciens et pour les hygiénistes (Year et *al*, 2015).

Le choix de la technique de diagnostic, ainsi que le ou les parasites rechercher, influent significativement sur la confirmation ou l'infirmerie du diagnostic suspicion d'une part, et /ou sur la prévalence réelle lors d'enquêtes épidémiologiques d'autre part.

Parmi les 361 échantillons analysés durant notre période expérimentale, 81 de cette population ont été signalé comme patients positifs, soit un taux global d'infestation de 22,44%. Cette fréquence demeure inférieure par rapport à la fréquence enregistrée par Hamaidi et *al*. (2013) avec 60,61 % dans la même région d'étude. La faible fréquence des parasitoses obtenue lors de la présente étude est expliquée par l'hygiène individuelle et collective, liée aussi bien de la population que régionale, et aux conditions sanitaires appliquées à la Pandémie (Covid-19) qui a sévit le pays pendant ces deux dernières années. Pour cette raison que nous n'avons détecté aucun helminthe par les quatre méthodes de diagnostic, exception *Enterobius vermicularis* qui a été identifié par le scotch test, par contre le taux d'infestation par des helminthes au BURKINA FASO est 72.6 % (SOMDA, 1999).

Enterobius vermicularis est le parasite responsable d'infection parasitaire intestinale ou L'homme se contamine par ingestion d'œufs par voie alimentaire (aliments) ou de l'eau souillée, le portage des doigts contaminés à la bouche explique les possibilités de transmission dans une même famille et d'auto-infestation de l'enfant par grattage de l'anus. Les œufs ingérés libèrent dans l'estomac de l'homme les larves qui migrent vers l'intestin pour devenir des parasites adultes en moins d'un mois (Cook G.C.1994).

Les techniques de flottations révèlent un taux de parasitisme de 76,25% comparativement à celle retrouvée dans l'examen à frais qui était de 23,75%, un taux proche de celui signalés par Guesmi et Messika (2018) dans la région de Blida.

Les résultats obtenus avec la méthode de flottation au saccharose a permis de mettre en évidence les septes parasites avec une fréquence de 27,5%, comparativement aux autres solutions de flottation et l'examen à frais. Ce qui prouve que cette méthode est l'idéal et cela

contre dit tous les études précédentes, peut-être la pandémie de corona virus reste l'une des causes de cette différence.

En utilisant le saccharose, nous avons obtenu une prévalence de (27,5% dont toutes les espèces font partie du phylum des protozoaires. Parmi les protozoaires identifiés, la classe des amibes se place en tête chez les sujets examinés dont 05 espèces sont des amibes sur toutes les espèces (07). Il faut noter que *Blastocystis hominis* est l'amibe la plus fréquemment isolée soit un taux de 15,38 %. Elle est suivie par *Endolimax nanus*, *Pseudolimax butschlii*, *E. coli*, *Endolimax hartmani*, *Cryptosporidium parvum*, et *Trichomonas intestinalis* soit par ordre décroissant : de 4,80 à 0,96 %. Ces résultats sont différents de ceux rapportés par Hamaidi et al. (2012), dans la région de Blida où l'espèce *E. coli* était l'amibe la plus fréquente.

Blastocystis hominis est un parasite cosmopolite de l'homme (Ripert, 1996). Leur pathogénicité est encore mal définie mais la plupart des études tendent à les considérer comme des pathogènes responsables de troubles digestifs (Stenzel and Boreham, 1996).

Cryptosporidiose qui due à *Cryptosporidium parvum*. Cette zoonose cosmopolite est due à une coccidie. L'homme s'infeste par ingestion des oocystes avec l'eau et les crudités, mais reste le plus souvent asymptomatique. Toutefois, le sujet immunodéprimé présente des diarrhées importantes et parfois une atteinte pulmonaire (Belkaid et al ; 1992).

Les amibes sont des protozoaires très fréquents dans la nature, elles sont libres ou commensales ou parasites d'animaux, mais seules 8 espèces appartenant aux 3 genres peuvent être parasites de l'intestin de l'homme (Petithory et al., 1997) : Genre *Entamoeba* avec 6 espèces, Genre *Endolimax* avec une seule espèce, Genre *Pseudolimax* avec une seule espèce (Louis et Lamy, 1980).

Le protozoaire *Trichomonas intestinalis* est un parasite cosmopolite, vivant dans la lumière de l'intestin (cæcum, côlon) de l'Homme, Ce flagellé est considéré comme non pathogène (Durieux, 1985).

En second place, la solution de chlorure de sodium a permis d'identifier les sept parasites sauf *E. hartmani* avec une fréquence de 25 %. La prévalence des parasites est élevée pour *B. hominis*, *E. nanus* et *P. butschlii* soit par ordre décroissant de 17,30 à 2,88% Pour les autres espèces la prévalence reste faible. La même prévalence pour la solution de chlorure de zinc et l'examen à frais sauf que ce dernier n'identifie pas *P. butschlii* et *C. parvum*.

Ces différences des prévalences enregistrées dans ces diverses études peuvent être attribuables au statut socioéconomique, aux conditions climatiques, à la pauvreté, à l'hygiène personnelle et communautaire, à la population étudiée, à l'année au cours de laquelle ces enquêtes ont été menées et aussi à la politique sanitaire développé dans ces pays.

Les techniques de Wilis et Ritchie ont montrés que seulement *B. hominis* et *E. coli* mais avec des proportions différents et cela peut être à cause de la quantité des selles analysée par ces techniques.

L'absence des formes végétatives s'expliquerait probablement par le retard de l'acheminement des prélèvements à l'hôpital, ce qui souligne l'importance de l'émission des selles au laboratoire.

Conclusion

Conclusion

Notre étude a été réalisée dans le service de Corpo-Parasitologie au niveau du laboratoire d'hygiène et santé public (LHSPB) de Blida, durant la période allant du mois de Mars au mois de juin 2022.

Pour l'analyse copro-parasitologiques, nous avons utilisé préalablement un examen macroscopique des selles en tenant compte de la consistance et la couleur. Suit par un examen microscopique à l'état frais en utilisant dans quelque cas la coloration du Lugol ou du Bleu méthylène ou du May Grünwald.

Nous avons utilisé également trois méthodes de flottation (Chlorure de zinc, Chlorure de sodium et Saccharose), la méthode de Willis, la méthode Ritchie et une méthode spécifique (Scotch- test).

Notre étude montre que presque 22,44% des sujets étudiés sont infestés par au moins un parasite. Si non plusieurs parasites digestifs, pathogènes et non pathogènes, dont 10 espèces parasitaires ont été identifiées par toutes les méthodes, avec une prédominance des protozoaires qui représentent 90%. Nos résultats montrent que la technique de flottation avec la solution de Saccharose (densité de 1,27) a permis de mettre en évidence le maximum de parasites digestifs soit 27.5 %. Il a été identifié 7 protozoaires par ordre décroissant *B. hominis*, *E. nana*, *P. butschlii*, *E. coli*, *E. hartmanni*, *T. intestinalis* et *C. parvum*. C'est une technique de diagnostic copro-parasitologique quantitative adéquate à mettre en œuvre dans les laboratoires d'analyses médicales.

Les résultats obtenus sont préliminaires et cette analyse doit être approfondie en augmentant l'échantillonnage et la période d'étude, s'impose avec notamment une sensibilisation des populations en insistant sur l'hygiène fécale, le bon entretien des toilettes et le traitement convenable des eaux et des aliments destinés à la consommation pour lutter contre ces parasites.

Références bibliographiques

- Anaes (2003). Les recommandations pour la pratique clinique. Indications des examens de selles chez l'adulte. (Masson, Paris); Gastroenterol Clin Biol. 27 : 630.
- Anofel., (2007). Parasitologie et mycologie des régions tempérées et tropicales. 3ème Ed. Mason, Paris, 313 p.
- Anofel (2014). Bilharzioses. Université Médicale Virtuelle Francophone : (3) ; pp11-3.
- Anofel, 2017. Parasitologie et mycologie médicales - Guide des analyses et des pratiques de diagnostic. Editions, Elsevier Masson. 1-494.
- Anofel, (2019). Parasitologie et mycologie des régions tempérées et tropicales. 6ème Ed. Elsevier Masson, Paris, 14-15p.
- ANSM, (2015). Résumé des caractéristiques du produit. Flubendazole. AparnaVidyasagar, « What Is an Amoeba? », Live Science, 2 avril 2016 (lire en ligne [archive], consulté le 6 juin 2017).
- Bachi F., (2014). Cours de coprologie parasitaire. Institut Pasteur d'Algérie, Service Biologie Parasitaire). PP.20-5.
- Beauthear J., Brouker C, Marieb E. & Schmidt R.F. (2000). Physiologie humaine. Ed. Lauralee, Paris, 421p.
- Belkaid M., Hamrioui B., TabetDerraz O., et Zenaidi N., (1992). Cours de parasitologie : protozooses. Tome1. Office des publications universitaires, Alger, 44 p.
- Belkaid M., Hamrioui B., TabetDerraz O., et Zenaidi N., (1992). Cours de parasitologie : protozooses. Tome 1, Office des publications universitaires, Alger, 41p.
- Bourée P. Chapitre 138 : formes végétatives et kystes d'amibes; Aide, mémoire de parasitologie et de pathologie tropicale. p252.
- Brooker C., Faller A., Cosling J.A. & Scherwood L., (2009). Manuel d'anatomie et de physiologie humaine. Ed. Gerard, Canada, 02-472 p.
- Buffaz C., Hodille E., Yourdy Y., Louvrier C. & Marijon A. (2014). Parasitologie et mycologiemédicale pratique. Ed. Buffaz, Belgique, T 01, 144 p.
- Cinquetti G., Massoure M.P., et Rey P., (2012). Traitement des parasitoses digestives (amoébose exclue). Elsevier Masson).Encyclopédie médico-chirurgicale. PP. 8-15.
- Cook G.C. (1994). *Enterobius vermicularis* infection. Hospital for Tropical Diseases, StPancras Way, London 35 : 1159-1162.

Références bibliographiques

- Douzane, R. Lazar, A. (2012). Etude De la prévalence des parasites intestinaux chez les personnels de cuisine des cités universitaires de la wilaya de Blida. Mémoire, fin d'étude, Université de Blida1, Blida, 53p.
- Durieux P. (1985). Encyclopédie Médico-chirurgicale, France, 7 p.
- Faller A., Sprumont P., Schunke M. (2006). Le corps humain. Ed. Pierre, Belgique, 281- 293p.
- Garba Gambari A. (2013). Prévalence des parasitoses intestinales et connaissances- attitudes- pratiques des populations péri-urbaines face aux parasitoses intestinales. Cas du canton d'Adidogomé au Togo. Mém. Université de Lomé-Togo.
- Genetet N., Béraud J. & Angelier E. (2003). Parasitologie et mycologie médicales. Ed. Moulinier, France, 402 p.
- Gentilini M., Danis M., Brucker G., Duflo B., Lenoble R. (1983). Diagnostic en parasitologie. Ed. Masson, Paris.
- Gétaz, L.F., Chappuis et Loutan L. (2007). « Parasitoses intestinales et hépatiques : diagnostic et traitement ». Revue Médicale Suisse, 5.
- Guesmi M. et Messika H. (2018). Prévalence des parasites digestifs chez l'Homme dans la wilaya de Blida. Mémoire. Université SAAD DAHLAB, Blida 1.
- Guiguen C, (2012). Coprologie parasitaire. Revue Francophone laboratoires, n°440, 25-26 pp.
- Guillaume V (2007). Parasitologie fiches pratiques. In Biologie médicale pratique (Coordonné par N. Godineau), pp 4-158 Jacque, Paris.
- Hamaidi F., Benkhattar M., Ould mahieddine A., Hamaidi M.S. (2012). Etude des parasitoses digestives dans la région de Boufarik (Blida), Nord-Ouest d'Algérie. Research Gate, May2013.
- Hamaidi F., Chaouch A., Kais H., Zahraoui R., Benghrebria A., Hamaidi M.S., Megateli S. (2012). Etude des parasitoses digestives dans la région de Boufarik (Blida), Nord-Ouest d'Algérie. Science Lib Editions Mersenne: Volume 4, N ° 120302. ISSN 2111-4706, Mars 2012.
- Irola E. A. M (2010). Le diagnostic et le traitement parasitoses digestives des équidés. Thèse Doctorat Vétérinaire.

Références bibliographiques

- Kone-Bamba D., Pelissier Y., Ozoukou Z., Ouao D., (1987). Etude de l'activité hémostatique de quinze plantes médicinales de la "Pharmacopée Traditionnelle Ivoirienne". *Plant Méd Phytothér.* PP.122-30.
- Lateef M.,S.A. Zaegar. (2008). "Successful treatment of niclosamide-and praziquantel-resistant beef tapeworm infection with nitazoxanide." *International Journal of Infectious Diseases* . PP. 80-82.
- Luc Paris (2003). « Le Scotch-test anal », *Le Concours Médical*, vol. 125, no 33, 5 novembre, p. 1921.
- Louis H. et Lamy, (1980). *Protozoaires et helminthes parasites: Recherche et identification au laboratoire*. 3eme édition, Maloine S.A. Paris.
- Marchand B. (2014). Biologie et diversité des protistes et métazoaires parasites. In *Parasites et biodiversité* (coordonné par B. Pintureau and A. Cornet and F. Feugeas and B. Triboulet), pp 146 - 193. Marchand, Paris.
- Moulinier C. (2003). *Parasitologie et mycologie médicale : Elément de morphologie et de biologie*. Edition Lavoisier, Paris, 796p.
- Nanfah W.M.P. (2008). Etude du poly parasitisme intestinal a l'inrps dans le district de Bamako – Mali. Thèse de doctorat en pharmacie, Faculte de Medecine, de Pharmacie et d'Odontostomatologie, Mali.
- Nicolas X., Chevalier B., Simon F., Klotz F. (2001). "Traitement des parasitoses intestinales (amibiase et mycose excluses)", *Encycl. Méd. Chir.* (Elsevier, Paris), 9-062-A-60, pp. 1-13.
- 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.
- Petithory J.C., Brumpt L.C., Ardoin F. (1997). Deux espèces d'amibes : pathogène et non pathogène. *Concours Med* 119 : 1186-9p.
- Pilly. ECN (2016). *Maladies infectieuses et tropicales - Préparation de ECN - N°168* parasitoses digestives : giardiose, amoebose, téniasis, ascaridiose, oxyurose, p227- 232.
- Ripert C. (1996). *Epidémiologie des maladies parasitaires Tome1: Protozoose*. Editions médicales Internationales. France, 16-63p.
- Ripert C. (2005). *Epidémiologie des maladies parasitaires. Tome 2: Helminthoses*. Ed. Pieter, France, 93 p.
- Somda M. (1999). *Les parasitoses intestinales chez l'adulte dans le département de dessin*. BURKINA FASO, 20p.

Références bibliographiques

Stenzel D.J., et Boreham, P.F.L. (1996). Clin. Microbiol. Rev. 9: 563-584p.

Trabelsi S, Aouinet A et Khaled S (2012). Procédure et indications d'un examen parasitologique des selles. La Tunisie médicale, n 06, 431-434.

Verweij J.J., Schinkel J., Laeijendecker D., Van Rooyen M.A., Van Lieshout L. & Polderman A.M. (2003). Real-time PCR for the detection of *Giardia lamblia*. Mol Cell Probes, 17, 223-5.

Year H., Dupouy-Camet J. (2015). Classification et mode de transmission des parasites. EMC -maladies infectieuses, 2 (3) : 1-12 [Article 8-000-D-10].

Ziam H. (2018). Notions de parasitologie générale Protozoologie et Helminthologie. Ed. Yamani, Algérie, 96 p.

Sites web :

Anonyme 1 : www.passeportsante.net/problemes-et-maladies-p69/maladies-de-l-appareil-digestif-82.

Anonyme 2: https://fsnv.univsetif.dz/images/telecharger/BPA/S1%20L3_%20Parasitologie_%20Techniques%20en%20parasitologie_%20Chapitre1_%20La%20Cprologie%20Parasitaire%20S1%20Bentahar.pdf

Annexe I :**Fiche de résultats**

République algérienne démocratique et populaire
 Direction de la sante et de la population de la wilaya de Blida
 Etablissement public de la sante de proximité d'Ouled Yaich
 Laboratoire d'hygiène de référence de la wilaya de Blida
 TEL/ fax : 025.30 96 96

BLIDA LE : 05/06/2022

RESULTAT DE L'EXAMEN COPRO PARASITOLOGIE DES SELLES

Nom :	N° d'ordre : 1192
Prénom :	
Sexe : /	
Age : /	

1/ EXAMEN MACROSCOPIQUE DES SELLES :

COULEUR : Normal
 SANG : Absence
 ASPECT : Normal

2/ EXAMEN CYTOPARASITOLOGIQUE DES SELLES :

EQUILIBRE BACTERIEN BACCILLE/COCCI	Normal
POLYNUCLEAIRES	Absence
HEMATIES	Absence
PARASITES	<i>Blastocystis hominis</i> ++ Kyste d' <i>Endolimax nana</i> +
CHAMPIGNONS FILAMENTEUX	Absence
LEVURES	<i>Candida albicans</i> +
AUTRES	/

3/ RESULTATS DE LA MISE EN COPROCULTURE

////////////////////////////////////

4/ AUTRES TESTS

////////////////////////////////////

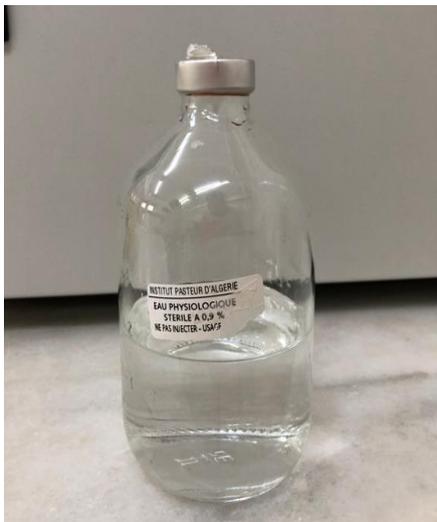
Chef De Service

Annexe II (matériel biologique) :

Des selles collectées dans une boîte propre



Annexes III (Matériel non biologique) :



Eau physiologique stérile.



Microscope optique.



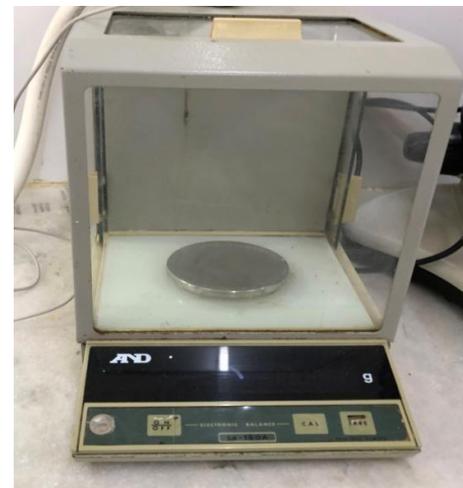
Lamelles.



Lames.



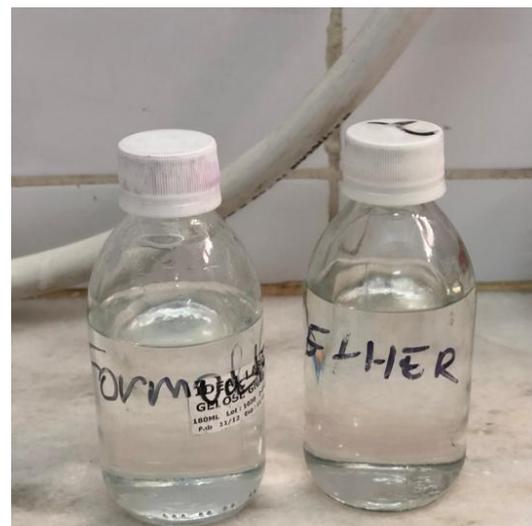
Boîte de pétrie.



Balance électronique.



Colorant : Bleu de méthylène, May grunwald, et Lugol.



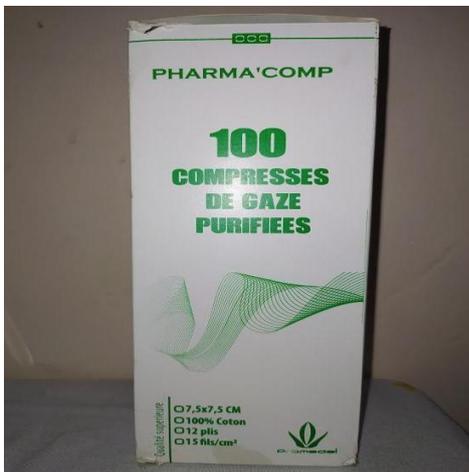
Formol et Ether.



Centrifugeuse.



Tubes sec à centrifuger.



Compresse de gaze.



Ecouvillon.

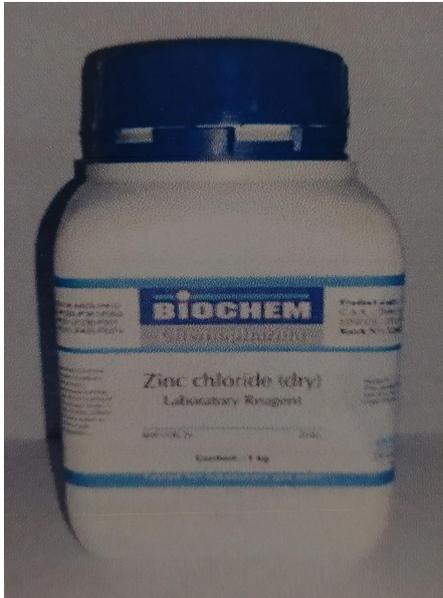


Tubes conique à centrifuger (15ml).



Pipette pasteur.

Réactifs utilisés pour les solutions de flottation :



Chlorure de zinc.



Chlorure de sodium.