

République Algérienne Démocratique et Populaire

Ministère de l'Enseignement Supérieur et de la Recherche Scientifique

Université SAAD DAHLAB de Blida 1

Faculté Des Sciences De La Nature et de la Vie

Département de Biologie



Mémoire de Fin D'Etudes

En vue de l'Obtention du Diplôme de Master en Sciences Biologiques

Option: Parasitologie

Thème

Identification des parasites digestifs par différentes méthodes de diagnostic

Réalisé par :

M^{elle} BOUCHAKOUR AHLEM

Soutenu le 15/09/2021, devant le jury :

Mme BOULKOUR.S

Mr ZIAM.H

Mme ABDELHOUCHEIN. A

Mme MESSAOUDI.Z

Présidente

Examineur

Promotrice

Invitée

MCB / USDB

MCA/ ISV/USDB

MCA/ USDB

Doctorante /USDB

Année universitaire: 2020-2021

Remerciements

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

En second lieu, je remercie mon encadreur Docteur **Abdelhoucein. A** maitre de conférence A à l'université de Blida 1, de bien vouloir diriger ce travail, et pour ses conseil et remarques constructives.

Je remercie docteur **Boulkour. S** maitre de conférence B à l'université de Blida 1, d'avoir accepté de présider ma soutenance.

Je remercie docteur **Ziam. H** maitre de conférence A à l'institut des sciences vétérinaire de l'université de Blida 1, d'avoir accepté d'examiner mon travail en toute reconnaissance à sa bonne formation durant la première année de master.

Je présente mes reconnaissances au personnel de laboratoire d'hygiène et santé publique de la wilaya de Blida.

A madame **Messaoudi. Z** et monsieur **Degaichia. H** pour leur écoute et encouragement ainsi que leur aide à fin de réaliser ce mémoire

Aux personnes qui m'ont aidé de près et à ceux qui m'ont aidé de loin.

Dédicaces

Je dédie ce modeste travail

A mon père qui me soutient toujours, que dieu le préserve en bonne santé

A Nassima, Salima et Lilya pour leur aide

Aux personnes qui m'ont donné l'énergie positive

Et à toute personne qui m'aime

A toute la promotion de parasitologie

Table de matières

Liste de figures

Liste de tableaux

Liste des abréviations

Introduction	01
Partie I : SYNTHESE BIBLIOGRAPHIQUE	02
I. LES PROTOZOAIREs	03
1. Les rhizopodes	03
1.1. Les amibes à noyau de type entamibe	04
1.2. Les amibes à noyau de type limax	07
1.3. le cycle évolutif des amibes non pathogènes	08
2. Les flagellés	09
3. Les sporozoaires	12
4. Les ciliés	13
5. Les straménophiles	15
III. DIAGNOSTIC, TRAITEMENT DES PARASITOSEs DIGESTIVEs ET PROPHYLAXIE	17
1. Diagnostic des parasitoses digestives	17
1.1. Examen parasitologique des selles	17
1.1.1. Examen macroscopique	17
1.1.2. Examen microscopique	17
1.1.2.1. Examen microscopique à l'état frais	17
1.1.2.2. Examen microscopique après coloration	17
1.1.2.3. Examen microscopique après concentration	19
1.1.2.3.1. Méthode de Wilis	19
1.1.2.3.2. Méthode de Ritchi	20
1.2. Méthodes spécifiques	20
1.2.1. Scotch teste	20
1.2.2. Technique de Baermann	21
1.2.3. Coproculture	22
1.3. Identification moléculaire	24

2. Traitement	25
3. Prophylaxie	27
Partie II : RECHERCHE EXPERIMENTALE	28
Chapitre I : Matériels et méthodes	29
1. Lieu de stage	29
2. Matériel	29
2.1. Matériel biologique	29
2.2. Matériels non biologique	29
3. Méthodes	30
3.1. Examen macroscopique	30
3.2. Examen microscopique	30
3.2.1. Examen microscopique à l'état frais	30
3.2.2. Examen microscopique après coloration	30
3.2.3. Examen microscopique après concentration	30
4. Analyses statistiques	31
Chapitre II : résultats et discussion	32
1. Résultats	32
2. Discussion	39
Chapitre III : Conclusion	41
Références bibliographique	
Annexes	

Liste de figures

N° de la figure	Titre de la figure	N° de la page
01	Forme végétative d' <i>Entamoeba histolytica</i> .	04
02	Forme kystique d' <i>Entamoeba histolytica</i>	05
03	Cycle évolutif d' <i>Entamoeba histolytica</i>	05
04	Forme végétative d' <i>Entamoeba coli</i>	06
05	Forme kystique d' <i>Entamoeba coli</i>	06
06	Kyste d' <i>Endolimax nana</i>	07
07	Forme végétative de <i>Pseudolimax butchlii</i>	08
08	Forme kystique de <i>Pseudolimax butchlii</i>	08
09	Cycle évolutif des amibes non pathogènes	09
10	Forme végétative de <i>Giardia intestinalis</i>	10
11	Forme végétative à gauche et forme kystique à droite de <i>Giardia intestinalis</i>	11
12	Cycle évolutif de <i>Giardia intestinalis</i>	11
13	Microsporidies de <i>Cryptosporidium parvum</i>	12
14	Forme végétative à gauche et la forme kystique à droite de <i>B. coli</i>	14
15	Cycle évolutif de <i>Balantidium coli</i>	15
16	Différentes formes de <i>Blastocystis hominis</i>	16
17	Cycle évolutif de <i>Blastocystis hominis</i>	17
18	Les étapes de la méthode de Wilis	19
19	Les quatre couches obtenues après centrifugation en méthode diphasique	20
20	Technique de Baermann	21
21	Culture sur charbon	22
22	Ecouveillon, lame et lamelle	30
23	Pourcentages de cas positifs et négatifs sur le total des cas dépistés	32
24	Pourcentage de parasites par rapport au total de l'échantillonnage	33
25	Fréquences des parasites par rapport aux cas positifs	34
26	Pourcentage du polyparasitisme	35
27	Pourcentage des parasites par rapport aux établissements de l'échantillonnage	36
28	Kystes de <i>Giardia intestinalis</i> colorés au lugole G 10X	38

Liste de tableaux

N° du tableau	Titre du tableau	N° de la page
I	Classification des protozoaires parasites	03
II	Récapitulatif de technique d'examination de selles	24
III	Nombre d'échantillon par établissement	29
IV	Test de Turkey	32
V	Prévalence parasitaire les échantillons examinés directement à frais	33
VI	Pourcentage de parasites identifiés par rapport au nombre total de parasites	34
VII	Les associations parasitaires	35

Liste des abréviations

ANP : armée nationale populaire

DGSN : direction général de sécurité nationale

EMAC : examen macroscopique

EMIC : examen microscopique

EPS : examen parasitologique des selles

LHSPB : laboratoire d'hygiène et de santé publique de Blida

Résumé :

Le tube digestif de l'être humain peut être colonisé par diverses espèces parasites. Qu'il s'agisse de protozooses ou d'helminthiases, ces parasitoses digestives siègent préférentiellement dans l'intestin. Cette situation stratégique au sein de l'hôte apporte au parasite un substrat nutritionnel régulier et assure la pérennité de son cycle de transmission. Majoritairement liées au péril fécal.

Les parasitoses intestinales humaines constituent l'une des premières causes de morbidité dans le monde par atteinte du tube digestif en raison de manque d'hygiène, et condition climatique favorable à leur développement signant leur tropisme particulier pour les régions pauvres et tropicales ; pour cela l'identification des espèces intestinales était l'objectif de notre étude faite au laboratoire d'hygiène de la wilaya de Blida situant dans la région de la Mitidja. Pendant deux mois 452 échantillons fécaux ont été examinés par examen à l'état frais. Il a été identifié six parasites digestifs protozoaires « *B. hominis*, *E. nana*, *E.coli*, *P. butchlii*, *G. intestinalis*, *C. parvum* » en taux de positivité 24.55 %. Parmi les cas positifs *B. hominis* était le plus fréquent avec un taux de fréquence 60.30 %.

Mots clé :

Parasites digestifs, identification, examen direct à frais, coproscopie.

Summary:

The human digestive tract can be colonized by various parasitic species. Whether it is protozoa or helminthiasis, these digestive parasitoses are preferentially located in the intestine. This strategic location within the host provides the parasite with a regular nutritional substrate and ensures the sustainability of its transmission cycle. Mostly related to faecal hazard.

Human intestinal parasitoses are one of the leading causes of morbidity in the world by attacking the digestive tract due to lack of hygiene, and climatic conditions favorable to their development, indicating their particular tropism for poor and tropical regions; for this, the identification of intestinal species was the objective of our study carried out at the hygiene laboratory of the wilaya of Blida located in the region of Mitidja. During two months 472 fecal samples were examined by examination in the fresh state. Six protozoan digestive parasites have been identified: “*B. hominis*, *E. nana*, *E.coli*. *P. butchlii*, *G. intestinalis*, *C. parvum*” in positivity rate 24.55 %. Among the positive cases *B. hominis* was the most frequent with a frequency rate 60.30 %.

Key words:

Digestive parasites, identification, direct fresh examination, coproscopy.

ملخص

يمكن استعمار الجهاز الهضمي البشري من قبل أنواع طفيلية مختلفة. سواء كان ذلك من البروتوزوا أو داء الديدان الطفيلية ، فإن هذه الطفيليات الهضمية تقع بشكل مفضل في الأمعاء. يوفر هذا الموقع الاستراتيجي داخل المضيف للطفيلي ركيزة غذائية منتظمة ويضمن استدامة دورة انتقاله. ترتبط في الغالب بأخطار البراز.

تشكل الطفيليات المعوية البشرية احد الاسباب الرئيسية للمراضة في العالم من خلال مهاجمة الجهاز الهضمي بسبب نقص النظافة والظروف لمواتية لتطورها مما يشير الى استوائها الخاص في المناطق الفقيرة و المدارية لهذا الغرض كان تحديد الانواع المعوية هو الهدف من دراستنا التي اجريت بمخبر النظافة لولاية لبليدة لواقعة بمنطقة متيجة . خلال شهرين تم فحص 472 عينة براز بالحالة لجديدة و تم التعرف على ستة انواع من الطفيليات الهضمية بنسبة ايجابية 24.55 % . من بين كريبتوسبورديوم بارفوم، جيارديا انتستيناليس، بسودوليماكس بوتشيلي، اونتامبيا كولي، اونوليماكس نانا و بلاستوسيسيتيس هومينيس . كانت الباستوسيسيتيس هوميس لكثير شيوعا بمعدل تكرار 60.30 %.

الكلمات المفتاحية

طفيليات الجهاز الهضمي، التحديد، الفحص المباشر في الحالة الجديدة، التنظير.

INTRODUCTION

Le parasitisme est un mode de vie particulier établissant une interaction durable entre deux êtres, le parasite et son hôte. Pour les parasites humains, la classification, d'abord fondée sur la morphologie, fait désormais appel à d'autres critères, biochimiques, immunologiques et génétiques. (**Anofel, 2016**).

Le tube digestif de l'être humain peut être colonisé par diverses espèces parasites. Qu'il s'agisse de protozooses ou d'helminthiases, ces parasitoses digestives siègent préférentiellement dans l'intestin. Cette situation stratégique au sein de l'hôte apporte au parasite un substrat nutritionnel régulier et assure la pérennité de son cycle de transmission. Majoritairement liées au péril fécal, seules certaines parasitoses intestinales peuvent être pathogènes pour l'organisme humain. Leur pathogénicité se traduit par l'agression de la paroi intestinale et la paroi colique conduisant à colites asymptomatiques, voire des pseudotumeurs ; ce qui justifie leur prise en charge thérapeutique (**Benouis et al, 2013**). De nombreux parasites sont capables d'enkystation, au cours de laquelle la masse cytoplasmique arrondie est entourée d'une paroi kystique rigide ou semi-rigide sécrétée par l'organisme. La paroi du kyste peut être monocouche ou multicouche. Les kystes des parasites remplissent trois fonctions principales : la protection contre les conditions environnementales externes défavorables, le site de la morphogénèse et de la division nucléaire, et le moyen de transmission d'un hôte à un autre. (**Bogitsh, 2019**).

Les cycles de vie de plusieurs infections parasitaires, en particulier celles dont le cycle de vie implique un vecteur ou un hôte intermédiaire, reposent sur des rythmes circadiens pour garantir que les stades de transmission sont disponibles en même temps que l'hôte est exposé à l'hôte intermédiaire ou au vecteur. Le changement climatique a le potentiel de créer une asynchronie soit en modifiant le comportement de l'hôte (par exemple, le changement du moment de l'expulsion des matières fécales à la suite de pressions abiotiques et biotiques sur le comportement de l'hôte), soit en perturbant la disponibilité des hôtes au moment requis pour terminer le cycle de vie (par exemple, en forçant un changement du rythme). (**Bouth 2018**)

L'objectif de notre étude est de savoir identifier les parasites digestifs chez l'homme en utilisant l'une des techniques (examen direct à l'état frais) ayant servi pour le diagnostic parasitologique afin de tirer des conclusions qu'en au choix de la technique la plus rentable et la plus efficace.

PARTIE I

SYNTHESE

BIBLIOGRAPHIQUE

I. LES PROTOZOAIRES

Les protozoaires sont des organismes unicellulaires, ils forment un groupe paraphylétique. Leur cellule est eucaryote, c'est-à-dire possédant un vrai noyau, contrairement aux procaryotes. La cellule est très différenciée, elle remplit de nombreuses fonctions nécessaires à la vie et comporte des organites complexes : vacuoles pulsatiles, cils, flagelles. (Mehlhorn et al 2001)

Selon l'appareil locomoteur, les protozoaires sont classés comme suit :

Embranchement	Classes	Espèces
Apicomplexa ou sporozoaires	Coccidea	<i>Cryptosporidium parvum</i> <i>Cryptosporidium hominis</i>
Rhizoflagellés	Rhizopodea ou Sarcodina	<i>Entamoeba histolytica</i> (amibe dysentérique) <i>Entamoeba coli</i> <i>Endolimax nanus</i> <i>Iodamaeba butschlii</i>
	Flagella	<i>Giardia intestinalis</i> ou <i>Giardia duodenalis</i> <i>Trichomonas intestinalis</i>
Ciliés	Litostomatea	<i>Balantidium coli</i>
Straménopiles	Blastocystea	<i>Blastocystis hominis</i>

Tableau I : Classification de protozoaires (Mehlhorn et al 2001)

1. Les rhizopodes :

Les amibes sont généralement capables de produire des pseudopodes, qui sont utilisés comme organites locomoteurs et alimentaires. (Bogitsh 2019).

L'amoebiose est une infection caractérisée par le polymorphisme clinique, allant du portage asymptomatique aux symptômes les plus graves. Le début est brutal, caractérisé par un syndrome dysentérique typique associant : diarrhée afécale (10 à 15 selles par jour), avec présence de glaires et de sang; douleurs abdominales à type d'épreintes et ténésmes; absence de fièvre en général. L'abdomen est sensible, le foie est normal, le toucher rectal est douloureux et l'état général est bien conservé au début. L'évolution se

fait vers une aggravation progressive, avec parfois des phases de rémission. (Anofel 2016, Matuvanga 2020)

Les autres amibes sont considérés non pathogènes mais ils sont des indicateurs d'hygiène. Selon le caryosome on distingue 2 types d'amibe :

1.1. Les amibes à noyau de type entamibe ou noyau vésiculaire :

➤ *Entamoeba histolytica* :

E. histolytica est la seule espèce pathogène, elle est réputée être l'agent causal de l'amébose intestinale aiguë et invasive.

A. Morphologie :

a. La forme végétative :

Elle est de mobilité active rectiligne et progressive mesurant 15 – 60 µm, elle est généralement monopodiale, produisant un grand pseudopode explosif en forme de doigt. Le cytoplasme se différencie en deux zones : un ectoplasme clair et réfractile et un endoplasme finement granuleux dans lequel apparaissent des vacuoles alimentaires. De telles vacuoles peuvent contenir des érythrocytes, des leucocytes et des cellules épithéliales de l'hôte, enveloppe délicate. (CDC, Thieverge 2018)

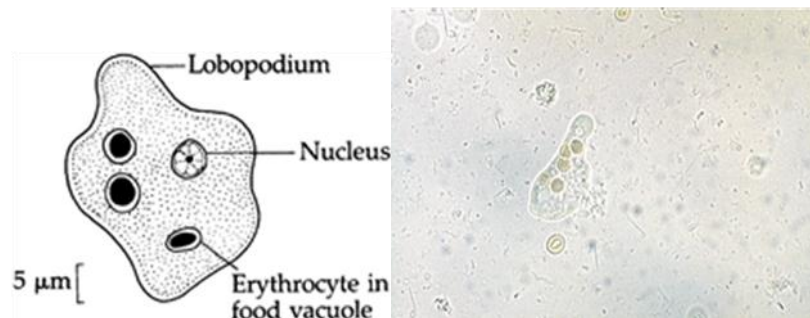


Figure 01: Forme végétative d' *Entamoeba histolytica* (Anofel;2014)

b. La forme kystique :

Elle mesure de 10 – 20 µm, le nombre de noyaux est de 1 à 4, il contient des barres allongées aux extrémités carrément arrondies. Le cytoplasme apparaît généralement diffus. Une masse concentrée est souvent présente dans les jeunes kystes. Il révèle des taches brunes rougeâtres avec de l'iode.

Les kystes d' *E. histolytica* sont très résistants à la dessiccation et même à certains produits chimiques (par exemple, les composés chlorés, les fluorures, etc). Ces derniers dans l'eau peuvent survivre pendant un mois, tandis que dans les matières fécales sur la terre ferme peuvent survivre plus de 12 jours; ils tolèrent des températures jusqu'à un point de mort thermique de 50°C.(Bogitsh 2019)

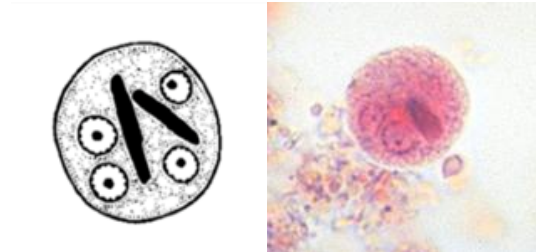


Figure 02: Forme kystique d' *Entamoeba histolytica* (Anofel 2014)

B. Cycle évolutif :

L'Homme se contamine par ingestion de kystes, qui se transforment en trophozoïtes dans le côlon sous l'action des sucs digestifs. Ce stade reste intraluminal et se reproduit par scissiparité. Ces trophozoïtes se transforment en kyste lors de la constitution du bol fécal. Dans certaines circonstances, certains trophozoïtes peuvent devenir histolytiques : ils pénètrent dans la paroi colique en détruisant les tissus (amœbose intestinale aiguë). C'est alors que, par voie hématogène, ils peuvent gagner différents organes, le foie en premier lieu, puis éventuellement le poumon, le cerveau... (amœbose tissulaire). (ANOFEL 2016)

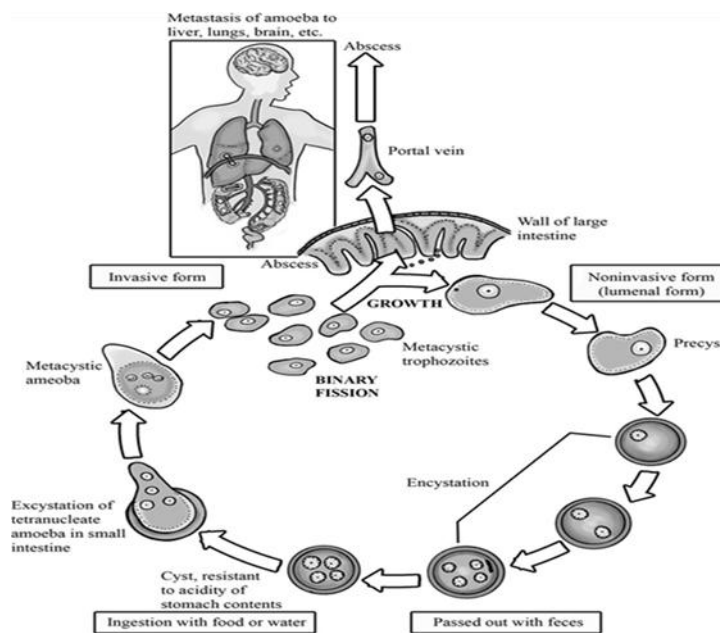


Figure 03 : Cycle évolutif d' *E. histolytica* (Bogitsh ;2013)

➤ *Entamoeba coli* :

E. coli est l'un des nombreux protozoaires parasite non pathogènes trouvés chez l'homme. Il se transmet par contact féco-oral.

○ **Morphologie :**

a. La forme végétative :

La forme trophozoïte, qui mesure 20 à 25 µm, est peu mobile. Le noyau du trophozoïte est de forme légèrement ovale avec un noyau entouré d'une membrane épaisse. À l'intérieur de cette membrane, des granules de chromatine entourent le grand caryosome excentrique et irrégulier. Le cytoplasme contient de grandes vacuoles et est généralement granuleux avec un ectoplasme et un endoplasme facilement distinguables. (NCBI)



Figure 04 : Forme végétative d' *Entamoeba coli* (**Piguave ;2014**)

b. La forme kystique :

Le kyste mesure de 10-35, 15-25 µm. la forme est généralement sphérique et occasionnellement ovale le kyste mature contient 8 noyaux, parfois ; des kystes super-nucléés avec 16 noyaux ou plus sont observés. Le kyste immature contient 2 ou plus de temps en temps vus. L'inclusion habituellement en forme d'écharde avec des extrémités pointues. Le cytoplasme apparait en masse généralement diffuse, mais parfois bien définie dans les kystes immatures. Il révèle des taches brunes rougeâtres à l'iode. (Thievierge ; 2018, Bogitsh ; 2019)

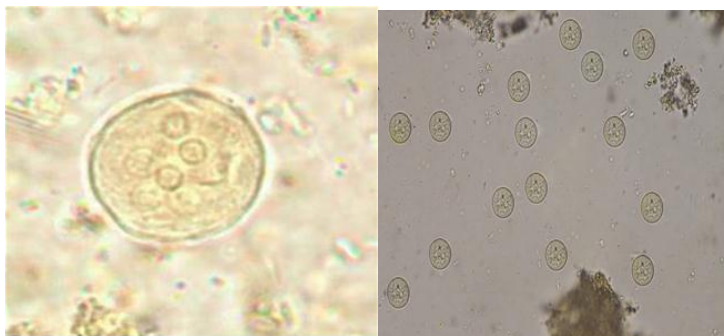


Figure 05: Forme kystique d' *E. coli* (**mcdinternational 2009**)

1.2. Les amibes à noyau de type limax ou noyau compacté :

Le noyau est entouré avec une membrane nucléaire très mince et possède un caryosome volumineux central ou excentré.

➤ *Endolimax nana* :

E. nana est la plus petite des amibes intestinales qui infectent les humains.

○ Morphologie :

a. La forme végétative :

La FV mesure en moyenne 8 μm de diamètre (6-15 μm).

Le trophozoïte vit dans le côlon de l'hôte, et se nourrit activement de bactéries et se multiplie rapidement par fission binaire. La locomotion est lente, généralement non progressif avec des pseudopodes émoussés. Le trophozoïte présente un seul noyau visible occasionnellement dans les préparations non colorées. Le cytoplasme est granuleux et vacuolé. **(Bogitsh 2019)**

b. La forme kystique :

Les kystes d' *E. nana* peuvent être identifiés et distingués des autres kystes par leur plus petite taille (9 μm de plus grand diamètre ; plage, 5 à 14 μm , forme ovoïde et 1 à 4 noyaux vésiculaires, chacun contenant généralement un grand endosome excentrique). L'enveloppe nucléaire est très mince et est difficile à voir même dans les préparations colorées. **(Bogitsh 2019)**

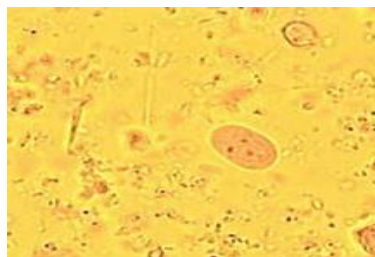


Figure 06: kyste d' *Endolimax nana* (**Ikm 2014**)

➤ *Pseudolimax butchlii* :

Synonyme : *Iodamoeba bütschlii* ; est une amibe non pathogène avec une distribution mondiale. Le kyste et le trophozoïte émergé sont uninucléés. L'amibe s'échappe par un pore

de la paroi du kyste et se déplace rapidement. L'humidité et la chaleur sont les seules exigences connues pour l'excystation. (CDC, Bogitsh 2013)

o **Morphologie :**

a. **La forme végétative :**

Les trophozoïtes matures mesurent en moyenne 10 μm de diamètre (intervalle, 6–25 μm).

Le trophozoïte réside dans le gros intestin, il se nourrit de bactéries et de levures, comme le montre le contenu de leurs vacuoles alimentaires.(CDC)

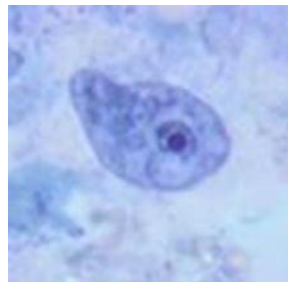


Figure 07 : Forme végétative de *Pseudolimax butchlii* (Chegg, 2020)

b. **La forme kystique :**

P. bütschlii est transmis par un kyste très distinctif facilitant son identification. Il varie d'une forme arrondie à une forme quelque peu anguleuse, généralement de 10 μm de plus grand diamètre (5-18 μm). Le noyau est gros avec un grand endosome ovoïde, généralement excentrique.



Figure 08: La forme kystique de *P. butchlii* (Medical-Labs 2015)

1.3. Le cycle évolutif des amibes non pathogènes :

La colonisation intestinale par des amibes non pathogènes se produit après l'ingestion de kystes matures dans des aliments, de l'eau ou des vecteurs contaminés par des matières fécales. L'excystation se produit dans l'intestin grêle ; et des trophozoïtes sont libérés, qui

migrent vers le gros intestin. Les trophozoïtes se multiplient par fission binaire et produisent des kystes, et les deux stades sont passés dans les matières fécales. En raison de la protection conférée par leurs parois cellulaires, les kystes peuvent survivre des jours à des semaines dans l'environnement extérieur et sont responsables de la transmission. Les trophozoïtes rejetés dans les selles sont rapidement détruits une fois à l'extérieur du corps et, s'ils sont ingérés, ils ne survivraient pas à l'exposition de l'environnement gastrique.

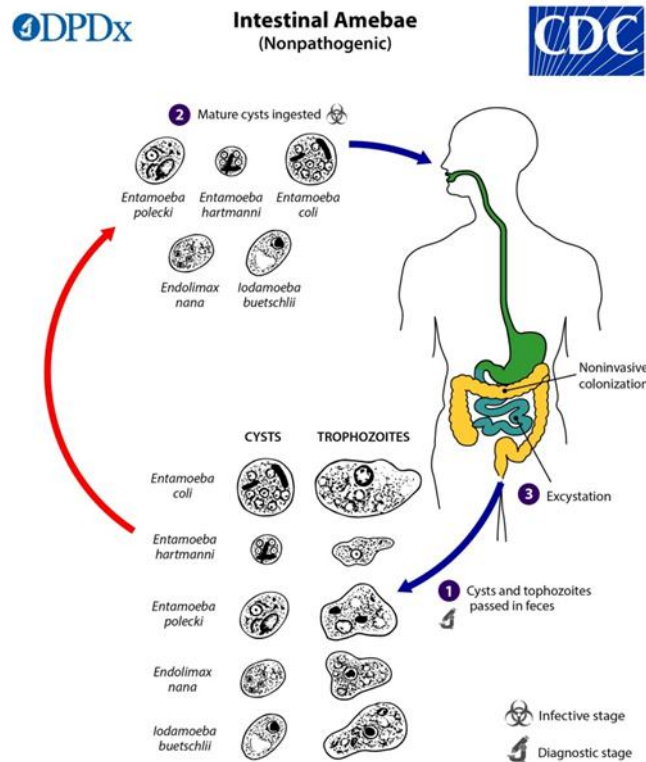


Figure 09 : Cycle évolutif des amibes non pathogènes (CDC)

2. les flagellés :

Les flagellés ou mastigophores sont un groupe hétérogène de protozoaires caractérisé par la présence d'un ou plusieurs longs flagelles dans une ou toutes les phases de leur cycle de vie. Les flagelles sont utilisés pour la locomotion et pour la capture de nourriture et peuvent être des récepteurs sensoriels. (Bogitsh ; 2013)

➤ *Giardia intestinalis* :

Giardia intestinalis (synonyme : *G. duodenalis*) est un protozoaire flagellé parasite extracellulaire de l'intestin grêle responsable d'une zoonose, la giardiose ou lambliose. (ANOFEL 2016, Bogitsh 2019)

C'est une infection qui peut se présenter de manière asymptomatique ou causer symptômes tels qu'une maladie diarrhéique grave et l'incapacité à s'épanouir chez les nourrissons.

(Sulemana 2014)

A. Morphologie :

a. La forme végétative :

Les trophozoïtes sont à symétrie bilatérale mesurant de 10 µm à 20 µm de long, sont aplatis avec une extrémité antérieure large, et sont mobiles. Leur morphologie en «cerf-volant» les rend facilement identifiables par l'examen des selles au microscope. Ils possèdent deux noyaux morphologiquement identiques situés de part et d'autre de la ligne médiane, dans la partie antérieure du parasite. Les trophozoïtes sont mobiles grâce à la présence de quatre paires de flagelles ; 4 latéraux, 2 ventraux, 2 caudaux. **(Anofel 2016)**

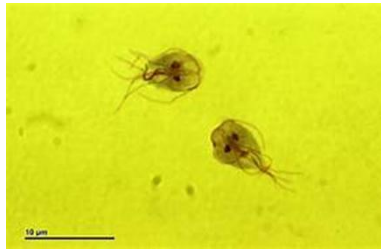


Figure 10 : Forme végétative de *Giardia intestinalis* **(Reischig 2020)**

b. La forme kystique :

L'enkystement se fait après la réplication du parasite. Cet enkystement a lieu dans le jéjunum, probablement sous l'action des sucs biliaires.

Le kyste de *G. intestinalis* est ovale mesurant de 8 µm à 14 µm. Il contient habituellement quatre noyaux non distincts dans les préparations non colorées ; généralement situés à une extrémité. Le cytoplasme contient des fibrilles ou flagelles longitudinales dans des kystes non colorés. Des fibres ou des fibrilles à coloration profonde peuvent être observées latéralement ou obliquement à travers les fibrilles dans la partie inférieure du kyste. Le cytoplasme se rétracte souvent d'une partie de la paroi cellulaire et des reliquats flagellaires en forme de «S» allongé. La paroi est épaisse et lisse. **(Anofel 2016, CDC)**



Figure 11 : Forme végétatif à gauche et forme kystique à droite de *Giardia intestinalis* (Reischig ; 2020)

B. Cycle évolutif :

Après ingestion des kystes provenant des selles de porteurs, le dékystement a lieu après passage dans le milieu acide du suc gastrique en donnant des trophozoïtes flagellés qui se multiplient par division binaire longitudinale au niveau du duodénum. Ils se déplacent grâce à un flagelle (sorte de queue mobile), ils se multiplient rapidement et se fixent sur la surface de l'intestin. Cela provoque des lésions des cellules de la muqueuse intestinale, entraînant des troubles digestifs.

En passant dans le côlon (gros intestin), les giardias se transforment ensuite en kystes très résistants, éliminés avec les selles. Ceux-ci survivent dans la nature et peuvent, dès lors, être à l'origine d'une nouvelle contamination. (Ameli ;2020)

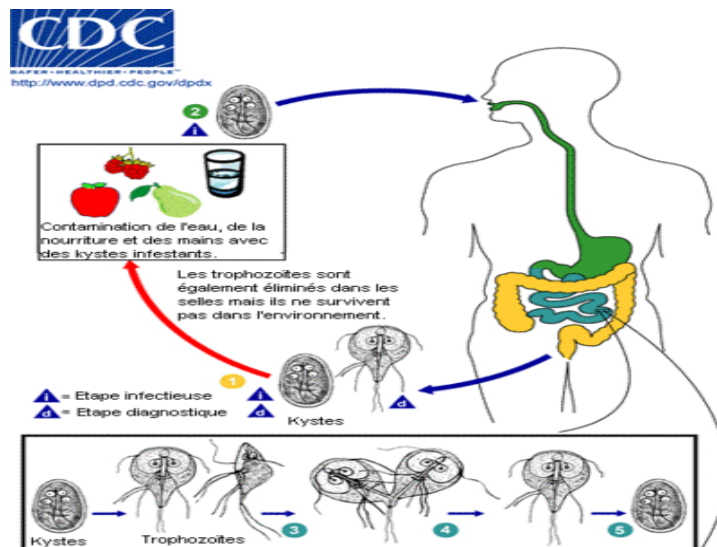


Figure 12 : Cycle évolutif de *Giardia intestinalis* (CDC)

3. Les sporozoaires :

Un sporozoaire est un parasite dont la cellule est haploïde, à l'exception de l'oeuf issu de la fécondation. Le nom de sporozoaires vient du mode de reproduction par sporulation, avec un ensemble d'organites dans le sporozoïte. Ils font partie d'un groupe d'organisme appelé les apicomplexés Apicomplexa suite au complexe apical.

➤ *Cryptosporidium parvum* :

Est un parasite protozoaire qui provoque des maladies gastro-intestinales dans le monde entier et est une cause majeure de morbidité et de mortalité graves chez les jeunes enfants dans les pays en développement. Chez le sujet immunocompétent, après une incubation de quelques jours, la principale manifestation de la cryptosporidiose est la diarrhée hydrique intense avec douleurs abdominales, vomissements, céphalées, myalgies, asthénie, anorexie. Ces troubles régressent spontanément en 3 à 15 jours, mais des rechutes sont possibles. Chez l'enfant, y compris chez le nouveau-né, la diarrhée chronique peut entraîner une malnutrition et un retard de croissance chez le sujet immuno-déficient.

Cryptosporidium parvum infecte les microvillosités de l'intestin grêle des humains et d'autres animaux. L'infection perturbe l'équilibre ionique dans le tractus intestinal, ce qui entraîne une augmentation de la perte d'ions. Chez les hôtes immunocompétents, l'infection peut être sévère mais est généralement un parasite opportuniste. (Bourée .2008, Bogitsh. 2019, Thieverge. 2021)

A. Morphologie :

Le trophozoïte ou l'oocyste mesure de 3-6 µm. il est sphérique ou ovale et immobile. L'oocyste mature contient 4 sporozoïtes nus.

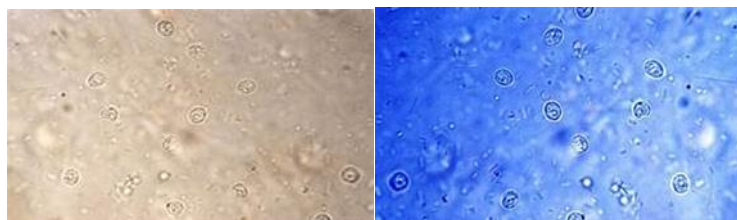


Figure 13 : Microsporidies de *Cryptosporidium parvum* (pixnio)

B. Cycle évolutif :

Après l'ingestion d'aliments ou d'eau contaminés, les oocystes éclatent, libérant 4 sporozoïtes, qui vont pénétrer dans les entérocytes par invagination de la membrane cellulaire et devenir trophozoïtes dans une vacuole parasitophore située au niveau de la bordure en brosse. Les parasites vont évoluer vers le stade de schizontes contenant 8 mérozoïtes. Après éclatement des schizontes, les mérozoïtes envahissent les entérocytes et se transforment en microgamètes et macrogamètes. Le microgamète pénètre dans le macrogamète pour former un zygote puis des oocystes soit à paroi simple permettant l'autoinfestation dans l'intestin, soit à paroi double, formes résistantes pendant plusieurs mois, qui sont éliminées à l'extérieur et disséminées dans la nature. (voir annexe E). (Anofel .2016, Bourée .2008, Mehlhorn. 2001)

4. les ciliés :

Les ciliés sont des protozoaires recouverts de minuscules poils sur la plus grande partie de la surface de leur corps. Ces minuscules poils s'appellent des cils, d'où le nom de ciliés. Les ciliés présentent deux formes: la forme motile du trophozoïte et la forme du kyste.

Qu'une seule espèce est pathogène appartenant à cet embranchement : *Balantidium coli*.

Balantidium coli : vit dans la lumière du côlon (caecum) des humains, des porcs, des rongeurs et de nombreux mammifères, mais est souvent envahissant, formant des ulcères profonds avec des bords saillants. Les balantidies se trouvent dans ces ulcères et étendent la base de l'ulcère jusqu'à la musculature et parfois au-delà, conduisant à une perforation.

(Mehlhorn et al .2001)

A. Morphologie :

a. La forme végétative :

Le trophozoïte est de 150 x 100 µm. La forme est ovoïde avec extrémité antérieure effilée à motilité rotatif, ennuyeux. Il contient un grand macronoyau en forme de rein ; parfois visible dans les préparations non colorées sous forme de masse hyaline, et un petit micronoyau immédiatement adjacent au macronoyau. La surface du corps est recouverte de rangées longitudinales de cils en spirale. Des vacuoles contractiles sont présentes.

b. La forme kystique :

La FK mesure de 45 à 65 µm. elle est de forme sphérique ou ovale. Elle contient un gros macronoyau visible dans les préparations non colorées sous forme de masse hyaline. Le

macronoyau et la vacuole contractile sont visibles dans les jeunes kystes. Dans les kystes plus âgés, la structure interne apparaît granuleuse.

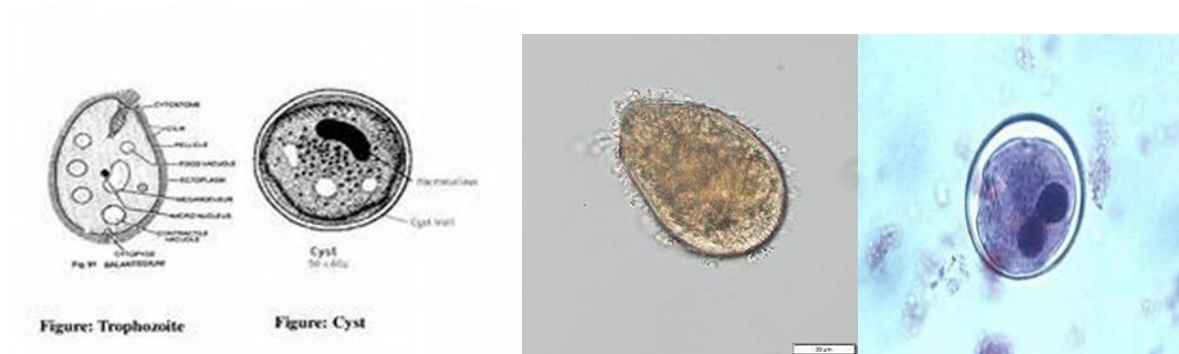


Figure 14 : Forme végétatif à gauche et forme kystique à droite de *Balantidium coli* (Mehlhorn et al .2001)

B. Cycle évolutif :

Les kystes sont oralement ingéré avec de la nourriture par le nouvel hôte. Dans l'intestin, les trophozoïtes éclosent des kystes et atteignent une taille de 150 x 100 um, Le trophozoïte se reproduit par des fissions binaires transversales répétées. Une conjugaison a été observée, mais peut se produire que rarement chez l'homme. Chez les mammifères, les trophozoïtes peuvent provoquer des lésions et des ulcères de l'intestin, l'enkystement est initié par la déshydratation des matières fécales lors de leur passage postérieur dans le rectum. (Mehlhorn et al 2001)

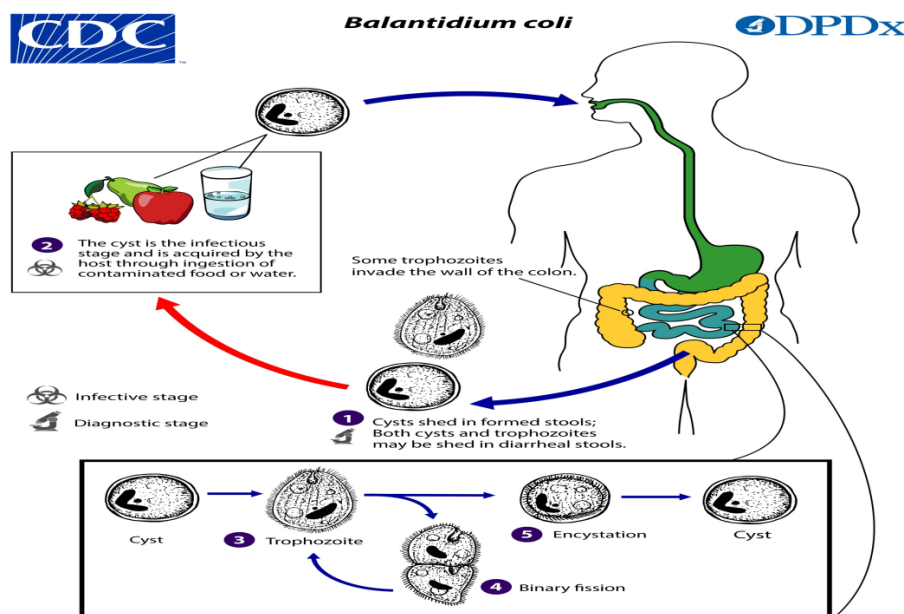


Figure 15 : Cycle évolutif de *Balantidium coli* (CDC, 2019)

5. Les straménophiles :

➤ *Blastocystis hominis*

Blastocystis hominis est un parasite cosmopolite, qui se propage par voie fécale-orale, en particulier dans des conditions de mauvaise hygiène, et il est plus fréquent dans les régions tropicales et subtropicales. (kok, 2018).

Il a une affinité à vivre dans l'intestin de l'homme et probablement d'autres hôtes. (Mehlhorn, 2001)

Il peut provoquer la diarrhée, la constipation, les nausées, la perte d'appétit et les douleurs abdominales chez la plupart des patients, et parfois, il peut entraîner des symptômes graves, tels que la fièvre et le saignement rectal. (In kok, 2018)

A. Morphologie :

B. hominis est un protozoaire polymorphe, et quatre formes principales ont été décrites : la forme kystique, vacuolaire, granulaire avec inclusions granuleuses distinctes dans la vacuole central et amiboïde, en montrant des extensions cytoplasmiques de type pseudopode. En taille de 5-15 µm ; typiquement il porte une grande vacuole et 1-4 noyaux, poussés sur le côté par la vacuole. (Mehlhorn, 2001)

La forme vacuolaire :

Elle est de forme sphérique, ovale ou ellipsoïdale mesurant de 5 à 30 µm. Les noyaux immobiles se situent dans le « bord » du cytoplasme. Dans les organismes binucléés, les 2 noyaux peuvent être aux pôles opposés. Dans les formes quadrinucléées, les 4 noyaux sont régulièrement espacés à la périphérie de la cellule. La cellule contient un grand corps central, ou « vacuole » avec une fine bande, ou « bord » de cytoplasme autour de la périphérie. Parfois, un anneau de granules peut être vu dans le cytoplasme et la cellule semble avoir un « bord perlé ». (Tan, 2008)

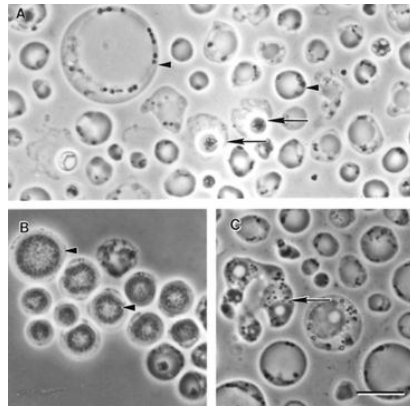


Figure 16 : Différentes formes de *B. hominis* (Tan, 2008)

B. Cycle évolutif :

La contamination se fait par ingestion de la forme vacuolaire ou bien la forme kystique fécale qui se transforme dans le gros intestin en forme vacuolaire et par la suite cette forme se divise par fission binaire et peut évoluer en forme granulaire ou amoéboïde. Les formes vacuolaires subissent une enkystation dans les intestins de l'hôte, et les formes kystiques intermédiaires peuvent être entourées d'une épaisse couche fibrillaire qui est ensuite perdue lors du passage dans l'environnement externe. (Tan, 2008)

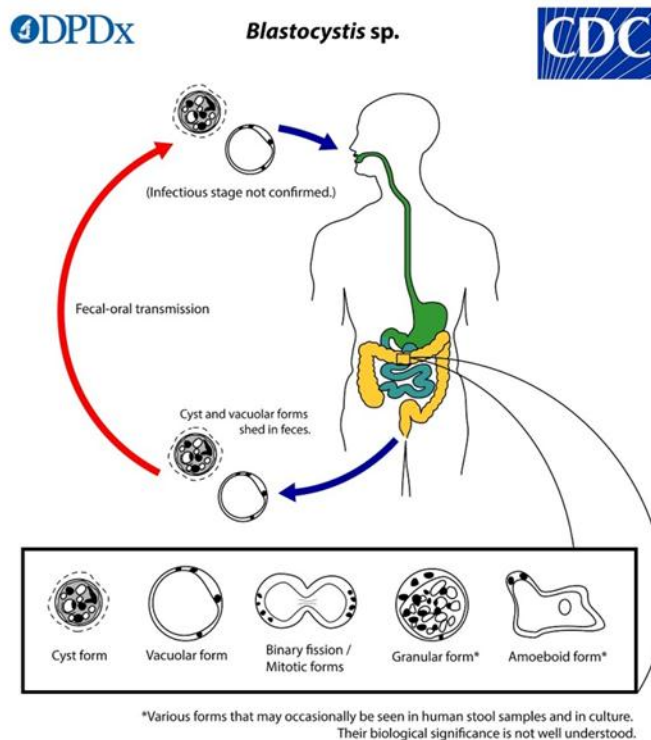


Figure 17 : Cycle évolutif de *Blastocystis hominis* (CDC, 2019)

III. Diagnostic des parasitoses digestives, traitement et prophylaxie :

1. diagnostique de parasitoses digestives :

Le diagnostic de parasites digestifs vise à détecter les parasites ou les molécules dérivées de parasites ou bien visualisé directement des vers macroscopiques. Plusieurs méthodes sont accréditées : les méthodes microscopiques par visualisation directe d'œufs ou de larves de parasites, les tests de détection d'ADN, qui impliquent l'identification de l'ADN du parasite dans les fèces qui sont directement dérivés des vers ou de leurs œufs et/ou larves.

1.1. L'examen parasitologique des selles :

L'EPS (L'examen parasitologique des selles) consiste à mettre en évidence des parasites au niveau des selles sous forme végétative, de kystes, d'œufs, de larves ou de forme d'adultes.

Deux examens sont indispensables pour la mise en évidence du parasite ou les éléments parasitaires :

1.1.1. L'examen macroscopique :

L'EMAC comprend l'analyse de la consistance et de couleur de la selle ainsi que la recherche de sang ou de mucus, la consistance : Liquide, Semi-liquide, hétérogène ou pâteux, Dure, Granuleuse, Spongieuse ; la couleur ; présence ou absence d'élément non parasitaire et d'élément parasitaire.

1.1.2. L'examen microscopique :

L'EMIC vise à identifier les parasites sous diverses formes : formes végétatives et kystes de protozoaires, larves et œufs d'helminthes dans les selles.

1.1.2.1. Examen microscopique à l'état frais :

L'examen de spécimens frais permet l'observation de trophozoïtes mobiles, mais il doit être effectué sans délai. Les échantillons liquides (diarrhéiques) (qui sont plus susceptibles de contenir des trophozoïtes) doivent être examinés dans les 30 minutes suivant le passage (et non dans les 30 minutes suivant leur arrivée au laboratoire, et les échantillons mous (qui peuvent contenir à la fois des trophozoïtes et des kystes) doivent être examinés. Dans l'heure qui suit le passage. (Houzé et al 2017)

1.1.2.2. Examen microscopique après coloration :

Il est utilisé pour identifier les kystes de protozoaires (surtout ceux des amibes) dans des selles, et permet de mieux visualiser certains éléments d'identification : vacuole, noyau, caryosome. (**MemoBio, 2018**).

En outre l'identification des microsporidies nécessite la coloration, pour cela on distingue 3 types de coloration :

➤ **Coloration temporaire :**

Les colorations temporaires sont des techniques rapides, faciles, mais peu efficace :

- Technique au lugol : mettre deux gouttes de la suspension fécale sur la lame et ajouter une goutte du lugol et passer à l'observation au grossissement GX40.
- Technique à la glycérine : prélever une goutte à partir du culot et déposer la sur la lame, déposer une goutte de la glycérine pure sur la goutte précédente, mélanger les deux gouttes puis recouvrir par une lamelle. Passer à l'observation au microscope optique GX40. (**Hasnaoui et al, 2009**)

➤ **Coloration permanente :**

Ce sont des techniques de référence pour la détection des oocyste de cryptosporidium.

- ✓ Coloration au Giemsa :
 - Prélever à l'aide d'une pipette une goutte de la suspension fécale et l'étaler sur la lame.
 - Plonger la lame dans le méthanol pendant 5 min et laisser sécher à l'air.
 - Inonder la lame par le colorant de giemsa, laisser se colorer pendant 15 min.
 - Rincer la lame avec l'eau de robinet et laisser sécher à l'air.
- ✓ Coloration de ziehl neelsen modifiée par henricksen (les oocystes apparaissent colorés en rouge vif renfermant quatre sporozoïtes agencés autour d'un corps résiduel arrondi) :
 - Prélever une goutte à partir de tube conique.
 - Faire un étalement mince sur la lame et laisser sécher à l'air.
 - Fixer dans le méthanol pendant 5 min, laisser sécher à l'air.
 - Colorer dans une solution de fuchine phéniquée pendant 60 min (1h).
 - Rincer à l'eau de robinet.
 - Agiter la lame dans une solution d'acide sulfurique à 2%.
 - Colorer dans une solution de vert de malachite 5% pendant 5min.
 - Rincer à l'eau de robinet.
 - Laisser sécher à l'air.

Passer à l'observation par microscope optique au grossissement GX40 puis GX100 en utilisant l'huile à immersion. (**Hasnaoui et al, 2009**)

➤ **Coloration rapides :**

Ces colorations peuvent se faire sur des frottis de selles fraîches ou après concentration de Ritchie ou par flottation :

- **Coloration à l'auramine à froid** : utilisée de manière combinée, le principe est la fluorescence naturelle des oocyste, qui met en évidence le parasite.
- **Coloration d'immunofluorescence** : qui utilise un anticorps monoclonal marqué, dirigé contre la paroi de l'oocyste. (Hasnaoui et al, 2009)

1.1.2.3. Examen microscopique après concentration :

La procédure de concentration sépare les parasites des débris fécaux et augmente les chances de détecter les organismes parasites lorsque ceux-ci sont en petit nombre. Elles sont divisées en techniques de flottation et techniques de sédimentation. La méthode de concentration idéale doit éliminer le maximum de débris, conserver un maximum de parasites. (Houzé et al 2017)

1.1.2.3.1. Méthode de Willis :

C'est une méthode physique (monophasique)

C'est une technique de flottation en utilisant une solution qui a une densité plus élevée que les organismes à flotter, le chlorure de sodium (NaCl) de sorte que les organismes montent vers le haut et les débris tombent au fond.

C'est la technique la plus pratiquée grâce à la flottation des œufs d'helminthes à la surface d'une solution concentrée et l'adhérence de ces eux au verre (Guillaume 2007)

Le principe consiste à diluer une quantité de selles dans une solution dense afin de faire flotter les éléments parasite, ensuite le filtrat est transvasé dans un tube à essai de 20 ml afin de concentrer les éléments parasites sur une petite surface. (Bowmann, 2014).

Flottation passive de 15 à 30 minutes en solution saturée de NaCl ($d = 1,20$), récupération sur lamelle (Voir annexes B).

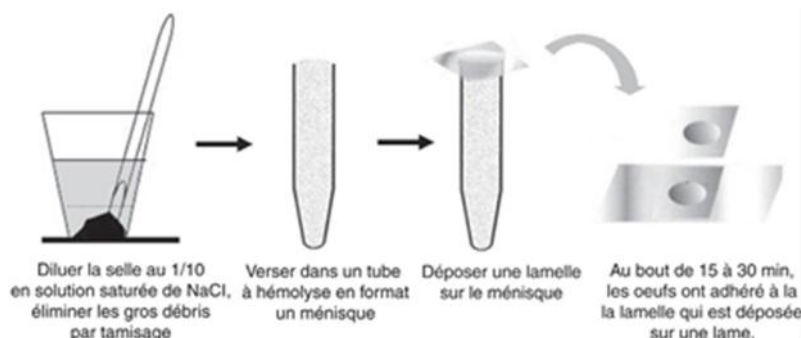


Figure 18 : Les étapes de la méthode de Willis (**Houzé et al 2017**)

1.1.2.3.2. Méthode de Ritchi :

C'est une méthode physico-chimique (diphase)

C'est une technique de sédimentation en utilisant des solutions de densité plus faible que les organismes parasites, concentrant ainsi ces derniers dans le sédiment. Elle donne une bonne concentration des œufs d'ascaris et schistosomes et kystes de protozoaires.

L'échantillon fécal dilué dans une solution aqueuse après élimination des gros débris est transféré dans un tube conique ; la phase organique est ajoutée (1/3 à 1/2 du volume final). L'ensemble est agité de façon à obtenir une émulsion homogène.

Après centrifugation (différentes combinaisons de 1 à 3 minutes et de 200 à 500 g selon les techniques), on obtient 4 couches. (Voir annexe B)

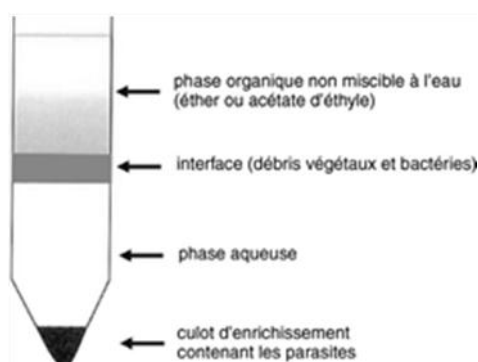


Figure 19 : Les quatre couches obtenues après centrifugation en méthode diphase (**Houzé et al 2017**)

On se débarrasse des couches sus-jacentes après avoir pris soin de décoller le gâteau solide à l'aide d'une pipette de transfert et, après avoir essuyé les parois, on prélève le culot alors très réduit qui doit être examiné en totalité. Le culot doit être dilué au tiers pour avoir une préparation lisible. (**Houzé et al 2017**)

1.2. Méthodes spécifiques :

1.2.1. Scotch test :

Le scotch-test est un système dont la marque est déposée et permettant le prélèvement de vers sur le pourtour de l'anus d'un patient en utilisant une bandelette de type adhésive (du scotch).

Il sert à la recherche d'oxyurose (*Enterobius vermicularis*) et Les ténias : ce sont leurs anneaux, pleins d'œufs, qui vont activement jusqu'à l'anus.

Le scotch test à effectuer au lever avant la toilette et émission des premières selles :

Utiliser un scotch transparent (non magique), le décoller de son support et le couper à la longueur des lames ; appliquer le côté adhésif sur les plis de la marge anale et le maintenir en appuyant quelques secondes puis retirer le scotch et le coller sur la lame support (sans bulle d'air).

1.2.2. Technique de Baermann :

Cette technique d'enrichissement est spécifique pour la recherche des larves rhabditoïdes d'anguillules (et ankylostomidés) en complément de l'examen direct. Elle est fondée sur l'attraction des larves pour l'eau tiède donc repose sur l'hygrotropisme et le thermotropisme positifs des larves d'anguillule.

La technique consiste à monter sur un entonnoir un embout de caoutchouc fermé par une pince ; disposer sur cet entonnoir un tamis en « chapeau chinois » ou une « passoire à thé » et une couche de gaze ; y déposer deux à quatre noix (5 à 10 g) de selles ; ajouter de l'eau tiède stérile de manière à ce qu'elle affleure les selles. Après 3 heures et jusqu'à 24 heures au plus tard, soutirer l'eau en desserrant la pince, centrifuger et examiner le culot. (Houzé et al, 2017)

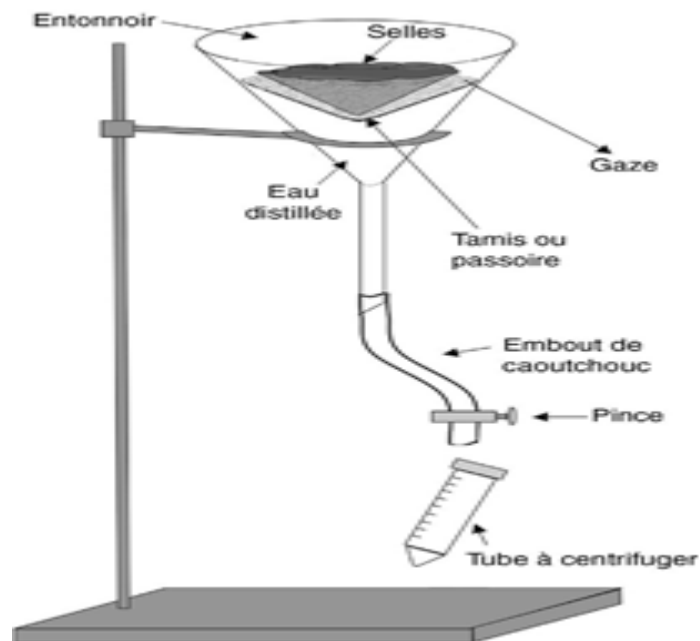


Figure 20 : Technique de Baermann (Anofel, 2017)

1.2.3. Coproculture :

La coproculture est utilisée pour affiner le diagnostic de certains nématodes, en particulier en cas de faible densité parasitaire dans les selles.

Le principe est de faire évoluer les larves L1 et les œufs présents dans les selles en larves L3 et/ou adultes stercoraux afin de parvenir à l'identification de l'espèce.

Quelle que soit la technique utilisée, le milieu de culture doit être incubé dans une étuve humide à une température de 27 ± 1 °C. La première lecture se fait 2 à 3 jours après l'ensemencement ; en cas de dessèchement, il faut réhydrater la culture en ajoutant de l'eau pour les méthodes utilisant de l'eau distillée. (Houzé et al, 2017)

Un nouvel examen de la culture est nécessaire au 8e jour. Les milieux de cultures sont observés à la loupe binoculaire ou au microscope inversé de préférence (ou ordinaire). On peut aussi prélever quelques larves avec une pipette Pasteur pour les identifier entre lame et lamelle au microscope ordinaire ; ou ajouter une suspension d'eau (au 3e jour) ou de formol à 10 % (au 8e jour) pour centrifugation et lire le culot entre lame et lamelle.

Si la culture est positive, on peut observer des larves L1 d'ankylostomidés et des larves L3 infestantes d'anguillules en 2 à 3 jours. Au-delà du 3e jour, les larves L3 infestantes d'ankylostomidés et d'anguillules ainsi que des adultes mâles et femelles stercoraires de *Strongyloides stercoralis* pourront être détectées. (Houzé et al, 2017)

- **Culture sur charbon :**

Cette technique repose sur le mélange d'une noix de selles et de poudre de charbon végétal à l'eau distillée pour obtenir une pâte onctueuse. Ce mélange est versé au fond d'une boîte de Pétri avec 4 à 5 couches de papier filtre humidifié avec de l'eau distillée, en ménageant un petit dôme au centre de façon à ce que le couvercle touche le mélange. Examiner la boîte et l'eau de condensation du couvercle où se concentrent les larves. (Houzé et al, 2017)



Figure 21 : culture sur charbon (Houzé et al, 2017)

- **Culture sur papier buvard :**

Introduire dans un tube à essai de grand diamètre un rectangle de papier filtre. Une mince couche de selles est préalablement étalée sur le papier filtre sans atteindre les

bords. L'humidifier d'eau distillée avec une pissette de façon à avoir 3 cm d'eau au fond du tube. Boucher avec un bouchon en caoutchouc. (Houzé et al, 2017)

- **Coproculture sur gélose :**

La coproculture sur gélose est la technique la plus récente de toutes les méthodes utilisées pour cultiver les nématodes dans les selles.

Deux techniques sont actuellement utilisées : la technique de Molet et Derr-Harf et celle d'Arakaki. Le principe repose sur l'utilisation de la gélose, dont la composition varie selon la technique :

- 1. Technique de Molet et Derr-Harf (1976) :**

- ✓ Gélose à 2 % d'agar.
- ✓ Séchage de 24 heures après coulage de la gélose.
- ✓ Rajouter de l'eau sur la gélose après avoir déposé l'échantillon de selles.
- ✓ Incuber 24 h dans l'étuve à 37 °C.
- ✓ Lecture microscopique : analyse morphologique des larves.

(Houzé et al, 2017)

- 2. Méthode d'Arakaki et al. (1990) :**

- ✓ La gélose : 0.5 g extrait de viande + 1 g de peptone + 0.5g de NaCl + 1.5 g d'agar + 100 ml d'eau distillé ; (Séchage de 96h après le coulage).
- ✓ Pas de rajout d'eau sur le milieu après le dépôt de l'échantillon de selles.
- ✓ Macroscopie : recherche de trajets parasitaires (ou des larves visibles comme des traces au sein des colonies bactériennes).
- ✓ Microscopie : identification morphologique des larves et recherche des sillons créés par le déplacement des larves et adultes stercoraires dans la gélose
- ✓ Les larves d'anguillules se déplacent en lignes droites ou courbes régulières, en changeant parfois délicatement de direction. Les larves d'ankylostomidés se déplacent d'une manière sinueuse et torsadée et changent brusquement de direction. Les larves de *Rhabditis* forment des tunnels dans la gélose.

(Houzé et al, 2017)

1.3. Identification moléculaire :

Si une identification sans équivoque du parasite ne peut être faite, l'échantillon de selles peut être analysé à l'aide de techniques moléculaires ; la PCR (réaction de la chaîne polymérase) notamment. Pour cela ; L'extraction des acides nucléiques (ADN et ARN) constitue l'étape initiale des examens de biologie moléculaire. Son objectif est d'isoler une quantité satisfaisante d'acides nucléiques purifiés à fin de les séquencer.

La lyse cellulaire est la première étape de l'extraction des acides nucléiques visant à libérer les acides nucléiques des cellules d'intérêt après rupture de leurs parois et/ou membranes Le procédé de lyse optimal est souvent le résultat d'un compromis entre une désintégration efficace des cellules cibles et la préservation du matériel génétique. Ensuite ; la libération des acides nucléiques a pour objectif de les séparer des autres composés solubles et de les concentrer à fin d'établir l'étude. (CDC, 2020, Houzé et al 2017)

Tableau II : Récapitulatif des techniques d'examination des selles. (Houzé et al, 2017)

Principe général des méthodes	Nom de la méthode et principaux réactifs	Points importants à maîtriser	Avantages	Inconvénients/limites
Méthodes physiques par flottation	Willis (solution saturée de NaCl) densité (d) = 1,20	Avoir un ménisque bombé à la surface. Temps de contact avant lecture à limiter entre 15 et 30 minutes. Lecture immédiate (risque de cristallisation).	Technique simple, facile à mettre en œuvre (matériel à usage unique, produits non corrosifs). Préparations claires et facile.	Lecture immédiate. Non réalisable sur selles riches en lipides (lecture impossible). Ne concentre pas tous les œufs (par exemple douves, schistosomes, ascaris infertiles). Non adaptée aux protozoaires.
	Sucre de cuisine (Sheather)		Peu couteux. Facile à préparer. Préserve la forme des œufs de nématodes. Indiqué pour les Cryptosporidies	Trop visqueuse. Collante. Risque de contamination par des moisissures
	Chlorure de zinc		Efficacité comparable à l'iodo mercurate de potassium.	Remonte importante de débris. Stimule les larves. Perturbe la lecture.
Méthodes physicochimiques diphasiques	Ritchie simplifié Formol 10 %		Pas de technique commercialisée Bonne concentration des œufs d'ascaris et	Mauvaise concentration des œufs d'oxyures Toxicité lié à l'utilisation du formol et de l'éther

			schistosomes et kystes de protozoaire	
Techniques spécifiques	Baerman	Durée minimale 3 heures Durée variable en fonction de la consistance de la matrice et de la température Idéalement température maintenue à 30 °C Utilisation d'eau stérile (contamination par des larves de <i>Rhabditis</i>)	Adaptée à la recherche des larves rhabditoïdes d'helminthes, en particulier larves d'anguillule	Non réalisable sur selles liquides Pas de matériel à usage unique, donc nécessité de nettoyage et stérilisation du matériel
	Coproculture		faire le diagnostic différentiel entre les anguillules, les différentes espèces d'ankylostomidés et la souillure accidentelle des selles par des nématodes libres du genre <i>Rhabditis</i> .	Technique lente 8 à 10 jours.
Méthode moléculaire			Résultat fiable et incontestable quelques soit l'espèce parasitaire.	Couteuse et cause de grande dépenses. Délicat à réaliser.

2. traitement de parasitoses digestives :

1. VERTEN 400 mg (comprimé):

La substance active est l'albendazole. Ce médicament est un antiparasitaire de la famille des imidazolés, il est préconisé pour le traitement de la giardiase, l'oxyurose, l'ascaridiose, l'ankylostomose, la trichocéphalose, l'anguillulose et le taeniasis. Il est déconseillé pendant la grossesse et l'allaitement

Posologie :

Une prise (comprimé de 400 mg) quotidienne à répéter 5 jours de suite

Mode et voie d'administration :

Voie orale, ne nécessite ni purge ni jeûne préalable au traitement

Effet indésirable éventuels :

- Troubles gastrointestinaux , vertiges, maux de tete
- Lors d'un traitement prolongé ont été rapporté : fièvre perte de cheveux transitoire, éruption cutané

2. FLAZOL 500 mg (comprimé) :

La substance active est le métronidazole. C'est un antiparasitaire et un antibiotique appartenant à la famille des imidazoles, il est utilisé pour le traitement de certaines maladies infectieuses ou parasitaires de l'intestin et de l'appareil génital ; on en cite la lambliaose et l'amibiase. Pendant la grossesse ; il peut être prescrit si besoin mais à éviter pendant l'allaitement.

Posologie :

Amibiase : 1.5 g par jours en trois prises pour les adultes et 30 à 40 mg /kg/jour en trois prises. Dans l'amibiase hépatique, au stade abcédair, l'évacuation de l'abcès doit être effectuée conjointement par le métronidazole ; la durée de traitement est de sept jours consécutifs.

Lambliaose : 0.750 g à 1 g par jour pendant cinq jours consécutifs pour les adultes, 250 mg/jour pour les enfants âgés de 2 à 5 ans, 375 mg/jour pour les enfants âgés de 5 à 10 ans et 500 mg pour les enfants âgés de 10 à 15 ans.

Effet indésirable éventuels :

- Nausées, vomissements, diarrhées, goût métallique, rashs, urticaires, angioedème, maux de tête et vertige peuvent survenir.
- Dans la thérapie intensive ou prolongée : une neuropathie périphérique, crise d'épilepsie transitoire et leucopénie peuvent survenir.

➤ La cryptosporidiose :

Le traitement étiotrope de la cryptosporidiose n'est pas complètement développé.

Chez les patients atteints bénins et ceux qui ne présentent aucune perturbation dans le système immunitaire ; Il suffit s'alimenter complètement et recevoir une quantité suffisante de liquide (solution de sel de réhydratation orale). Dans les cas plus graves, il est conseillé d'effectuer une réhydratation intraveineuse en fonction du degré de déshydratation.

Chez les patients atteints du SIDA : en raison de l'évolution longue, chronique et sévère ; il est nécessaire d'effectuer un traitement complexe dès les premiers jours de la maladie:

- Médicaments antirétroviraux modernes (contribuer à l'arrêt de la diarrhée, améliorer progressivement l'immunité).
- Réhydratation orale ou intraveineuse.
- Préparations enzymatiques.

- Médicaments antibactériens: azithromycine, paromomycine en doses maximales pendant 1,5 mois :
 - paromomycine à l'intérieur de 500 mg quatre fois par jour pendant 2-4 semaines, puis 1 g par jour;
 - combinaison de paromomycine (2 g par jour) et d'azithromycine (0,6 g quatre fois par jour) pendant 4 semaines, puis seulement paromomycine 8 semaines;
 - nitazoxadine (1 g par jour):
 - l'octréotide (50-500 mg par voie sous-cutanée ou intraveineuse trois fois par jour);
 - l'azithromycine (à l'intérieur de 1,2 g deux fois par jour, puis 1,2 g par jour pendant 27 jours, puis 0,6 g par jour). **(Portnov, 2021)**

➤ **La balantidiose :**

La guérison contre la balantidiose se base sur les médicaments à la substance active: la tétracycline ; 250 mg, 4 fois par jour pendant un à deux mois. **(Anofel, 2016)**

3. prophylaxie :

Quand il s'agit d'une maladie liée au péril fécale et l'ingestion d'aliment ou l'eau souillé, la prophylaxie repose essentiellement sur l'hygiène :

Individuelle : le lavage des mains, Les mains étant le principal vecteur de contamination des denrées alimentaires, le lavage des mains doit être fait systématiquement (il doit inclure les avant-bras jusqu'au coude et les espaces interdigitaux) avant toute manipulation des aliments, après passage aux toilettes, avoir salué une personne, avoir manipulé des objets des fruits et légumes

Collective : par la réduction des sources d'infestation ainsi que protéger les ressources naturelles d'eau. L'entourage devra être également traité pour éviter une réinfestation. Quand il s'agit d'une maladie à transmission transcutanée, il est indiqué de porter des chaussures dans les zones endémique.

PARTIE II

RECHERCHE

EXPERIMENTALE

Chapitre I : Matériels et méthodes

1. Lieu de stage :

Le laboratoire d'Hygiène et de santé publique de Blida réalise des enquêtes périodiques sur le parasitisme digestif au niveau des résidences universitaires de Blida DGSN (direction général de sécurité nationale), ANP (armée nationale populaire), et les éléments de cuisines des écoles ainsi qu'il reçoit des prélèvements de patients externes. En totalité, 452 échantillons fécaux ont été examinés lors de deux mois de stage (mars et avril 2021). Seul l'examen à l'état frais est réalisé au LHSPB, les autres méthodes ne sont faites que sur demande.

Etablissement	Nombre d'échantillons
Cités universitaires	127
ANP	183
DGSN	41
Ecole	7
Les externes	94
Total	452

Tableau III: Nombre d'échantillons par établissement

2. Matériel :

2.1. Matériel biologique :

1. Les selles humaines prélevées dans des flacons noirs ont fait l'objet de la recherche et l'identification des parasites digestifs.
2. L'eau physiologique
3. Solution de chlorure de sodium : 400 g de sel NaCl, 1000 ml d'eau

2.2. Matériel non biologique :

1. Les écouvillons
2. Lames et lamelles en verre
3. Boîtes stériles
4. Tubes sec

5. Lugol commercial
6. Microscope optique



Figure 22 : Ecouvillon lame et lamelle

3. Méthodes :

3.1. Examen macroscopique :

Chaque échantillon fécal a subi une observation afin de révéler des informations relatives à la consistance, la couleur, la présence de glaire ou sang ou bien les éléments parasitaires tels que les proglottis de *tænia*, les oxyures et les ascarides, etc.....

3.2. Examen microscopique :

Après l'EMAC chaque selle a subi un examen direct à l'état frais, les examens après concentration se font s'il est mentionné dans l'ordonnance.

L'observation se fait en balayant toute la lame

3.2.1. Examen direct à l'état frais :

Préparer une suspension fécale à l'aide d'un écouvillon en diluant une noisette de selle dans 10 ml d'eau physiologique, et après déposer une goutte de la suspension sur une lame dégraissée. Recouvrir par une lamelle. Passer à l'observation au grossissement 10X.

3.2.2. Examen direct après coloration :

Déposer deux gouttes de la suspension fécale déjà préparée sur une lame dégraissée. Ajouter de lugole sur la deuxième goutte. Recouvrir par une lamelle et passer à l'observation au grossissement 10X.

3.2.3. Examen microscopique après concentration :

- **Méthode de Willis- méthode de concentration par flottation à base du NaCl**

Dilution d'une noisette de selle dans 4 ml de la solution de chlorure de sodium NaCl puis verser la suspension dans un tube sec et le recouvrir par une lamelle. Laisser les éléments parasitaires flotter. Après 20 à 30 min, retirer la lamelle et la déposer sur une lame dégraissée. Passer à l'observation au grossissement 10X.

4. Analyse statistique :

L'analyse des données a été effectuée par le logiciel SPSS version 20.0.0 pour Windows. L'analyse de la variance (ANOVA) au seuil de 5% est appliquée avec un test post hoc de Tukey pour faire ressortir les groupes homogènes des pourcentages des parasites recensés.

Le test ANOVA au seuil de 5% montre que le pourcentage des parasites diffèrent significativement ($F=8,210$; $p = 0,00$) (Tableau). L'analyse statistique par le test de Tukey (Tableau IV) indique que le pourcentage des parasites recensés est regroupé dans deux groupes homogènes. Le premier groupe renferme *Giardia intestinalis* ; *Pseudolimax butcshlii* ; *Entamoeba coli* et ; *Endolimax nana*. Le second groupe est représenté par *Endolimax nana* et *Blastocystis hominis*. On note que *Endolimax nana* est présent dans les deux groupes homogènes

Chapitre II : Résultats et discussion

1. Résultats :

D'après notre étude, nous avons obtenu 24.55 % de cas positifs et 75.44 % de cas négatifs qui sont représentés dans le secteur ci-dessous.

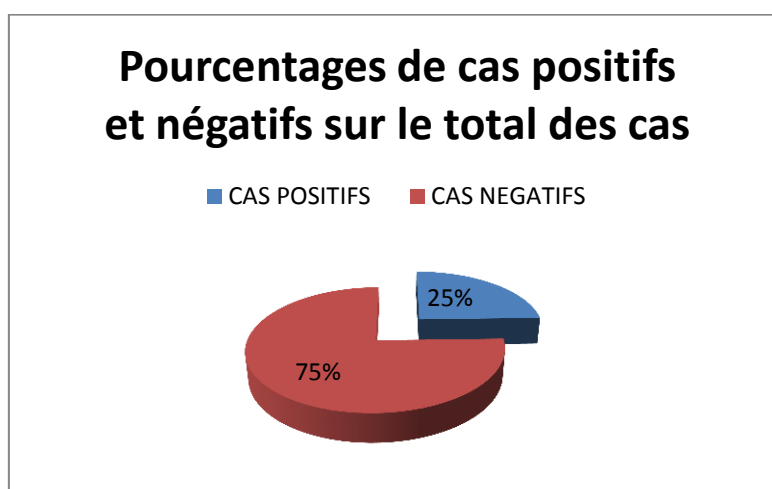


Figure 23 : Pourcentages de cas positifs et négatifs sur le total des cas dépistés

L'analyse statistique de nos données est montrée dans le tableau suivant :

Tableau IV: Test de Turkey

Pourcentage (%)			
Test de Tukey			
Parasite	N	Sous-ensemble pour alpha = 0.05	
		1	2
Cryptosporidium parvum	5	0,04240	
Giardia intestinalis	5	0,08480	
Pseudolimax butchshlii	5	0,16960	
Entamoeba coli	5	0,50860	
Endolimax nana	5	1,39840	1,39840
Blastocystis hominis	5		3,34760
Signification		0,306	0,053

D'après le tableau, on remarque que statistiquement *C. parvum*, *G. intestinalis*, *P.butchlii*, *E. coli* et *E. nana* sont homogènes appartenant au même groupe (1). *B. hominis* et *E. nana* sont

aussi homogènes appartenant au même groupe (2). *E. nana* appartient au deux groupes homogènes.

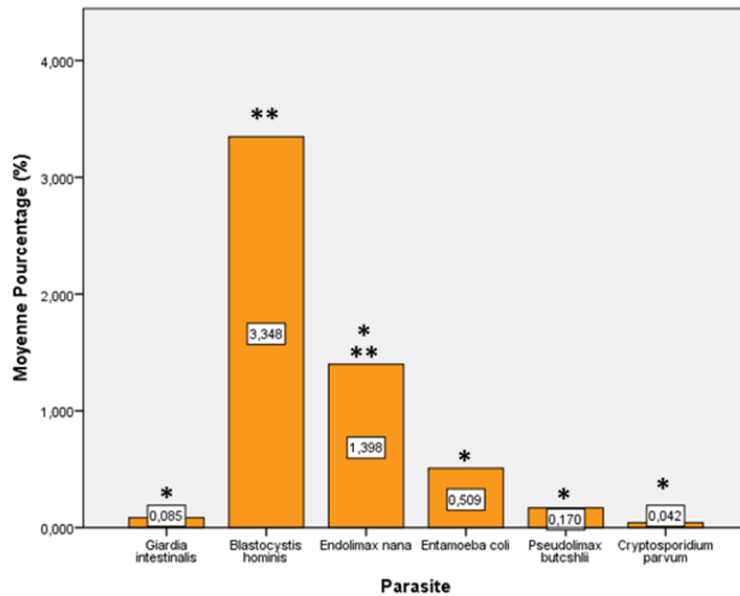


Figure 24 : Pourcentage de parasites par rapport au total de l'échantillonnage

Tableau V : La prévalence parasitaire dans les échantillons examinés directement à frais

	Espèce	Effectif	Fréquence %
Cas positif	<i>Giardia intestinalis</i>	2	0.423 %
	<i>Cryptosporidium parvum</i>	1	0.211%
	<i>Endolimax nana</i>	33	6.99 %
	<i>Pseudolimax butcshlii</i>	4	0.847 %
	<i>Entamoeba coli</i>	12	2.542 %
	<i>Blastocystis hominis</i>	79	<u>16.74 %</u>
Cas négatif	RAS	341	75.44 %
Total			100 %

On remarque du tableau V que le parasitisme majeur est représenté par l'espèce *Blastocystis hominis* avec un taux de 16,74%.

Définition Du Cas Positif

Un sujet est considéré parasité lorsque l'examen direct suivi par la technique complémentaire de la selle révèle la présence d'un ou plusieurs parasites sous diverses formes : kyste, forme végétative, œuf et/ou adulte. (Benouis et al 2013)

Tableau VI: Pourcentage de parasites identifiés par rapport au nombre total de parasites

Cas positifs	
Espèces	Pourcentage
<i>Blastocystis hominis</i>	60.30 %
<i>Endolimax nana</i>	25.19 %
<i>Entamoeba coli</i>	9.16 %
<i>Pseudolimax butchlii</i>	3.05 %
<i>Giardia intestinalis</i>	1.53 %
<i>Cryptosporidium parvum</i>	0.76 %

Sur les 452 personnes dépistées, 111 personnes portaient au moins un parasite, soit une prévalence globale de 24.55 %. les espèces parasitaires *Blastocystis hominis* et *Endolimax nana* représentées respectivement par le pourcentage : 60.30 % et 25.19 % étaient les plus fréquentes ; tandis que, les espèces *E. coli* 9.16 %, *P. butchlii* 3.05 %, *G. intestinalis* 1.53 %, *C. parvum* 0.763 % étaient rarement identifiés. 341 ou bien 75.44 % des cas sont négatifs.

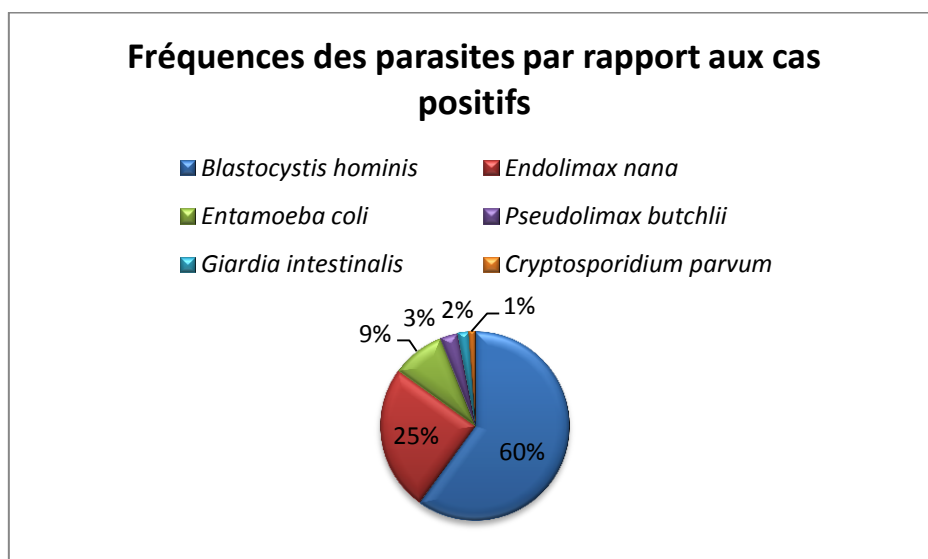


Figure 25 : Fréquences des parasites par rapport aux cas positifs

On démontre la différence entre l'effectif des parasites identifiés 131 et le nombre de cas positifs 111 par les associations parasitaires ci-dessous dans le tableau VII, dont il y'a 5 model d'association avec ensemble de répétition égale à 15 : $[131-(5+15)] = 111$

Tableau VII : Les associations parasitaires

Association parasitaire	Espèces	Effectif	Fréquence
Double	<i>B. hominis</i> + <i>E. nana</i>	7	46.666 %
	<i>B. hominis</i> + <i>E. coli</i>	5	33.333 %
	<i>C. parvum</i> + <i>E. nana</i>	1	6.666 %
Triple	<i>B. hominis</i> + <i>E. nana</i> + <i>E. coli</i>	1	6.666 %
	<i>B. hominis</i> + <i>E. nana</i> + <i>P. butschlii</i>	1	6.666 %
Total	5	15	100 %

- Le polyparasitisme est défini par la présence de plus d'une espèce parasitaire dans une selle.

D'après la répartition illustrée par le tableau VII ; nous remarquons que l'association de (***B. hominis* - *E. nana***) est la plus fréquente avec un pourcentage de 46.66 %, en suite l'association de (***B. hominis* - *E. coli***) par un pourcentage de 33.33 % et puis les associations de (***C. parvum* - *E. nana***), (***B. hominis* - *E. coli* - *E. nana***) et (***B. hominis* - *E. nana* - *P. butschlii***) avec un pourcentage de 6.66 %. Ainsi que parmi Cinque association il y'a trois associations double et elles sont les plus fréquentes, et deux associations triples.

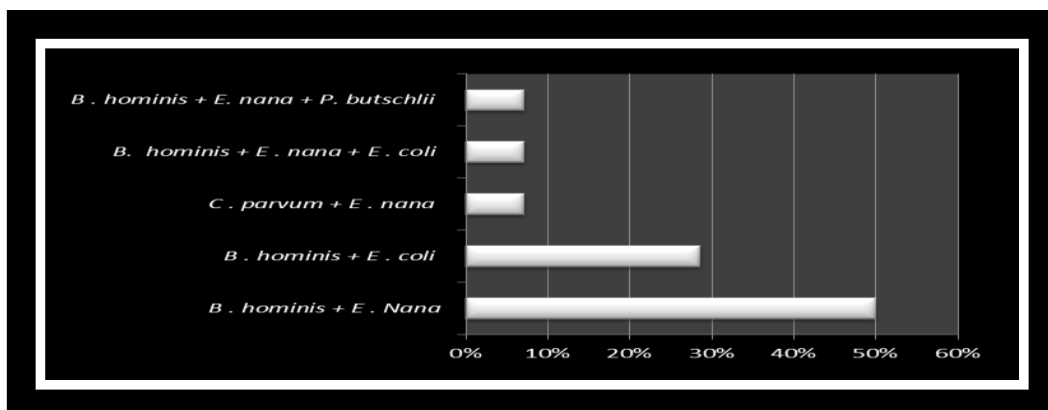


Figure 26 : Pourcentage du polyparasitisme

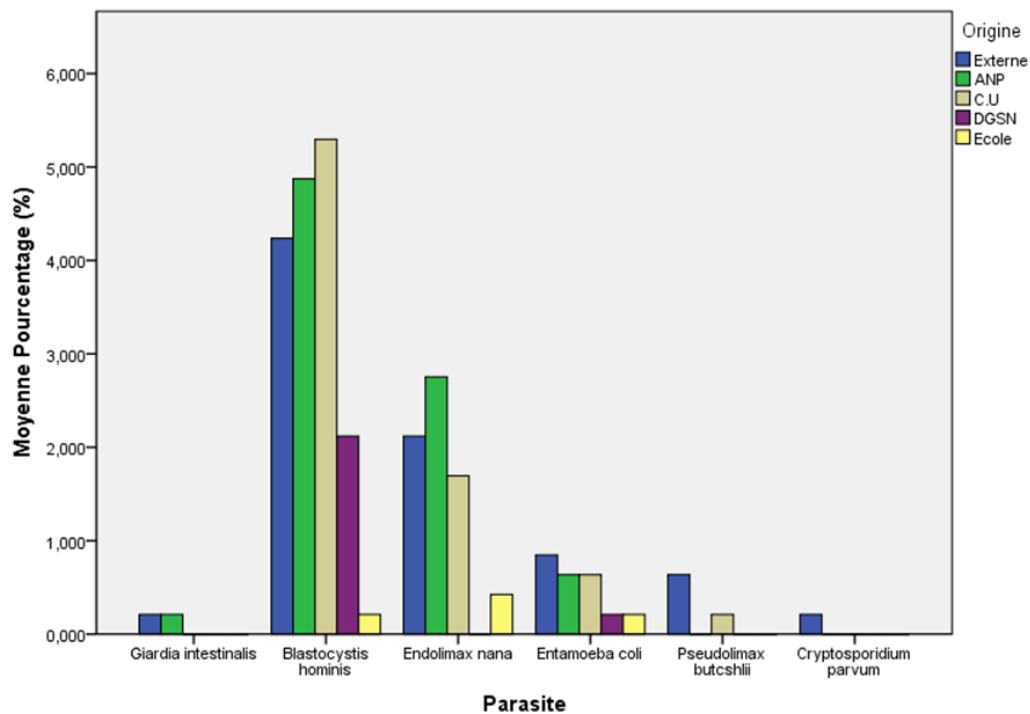
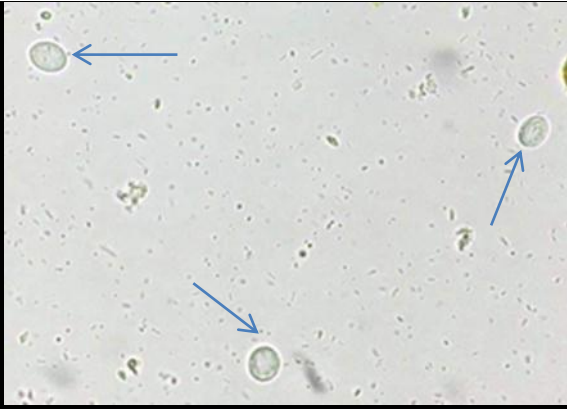


Figure 27 : Pourcentage des parasites par rapport aux établissements de l'échantillonnage

Concernant le personnel de la cuisine, on remarque que *G. intestinalis* est présente dans la cuisine de l'ANP ; *B. hominis* est présent chez tous les établissements en précisant une prévalence considérable dans les cuisines de citées universitaires ainsi que chez la cuisine de l'ANP et chez certains patients ; ensuite, *E. nana* est fréquemment identifié chez le personnel de la cuisine de l'ANP suivie par les patients et le personnel de la cuisine de citées universitaires ; *E. coli* est plus présente chez les patients et moins présente chez le personnel de la cuisine de l'ANP et ceux de citées universitaires suivi par ceux de la DGSN et ceux de l'école ; *P. butchlii* est présent fréquemment chez les patients, rarement dans la cuisine de citée universitaires et il est absent chez les autres établissement ; en fin , *C. parvum* n'est présent que chez un patient. Par ailleurs on remarque chez le personnel de la cuisine de la DGSN un parasitisme faible de *B. hominis* et *E. coli* et un parasitisme nul de *G. intestinalis*, *E.nana*, *P. butchlii* et *C. parvum*.

Les figures des espèces identifiées avec l'examen à l'état frais vues par microscope optique:



Les kystes de *Giardia intestinalis* G 100X



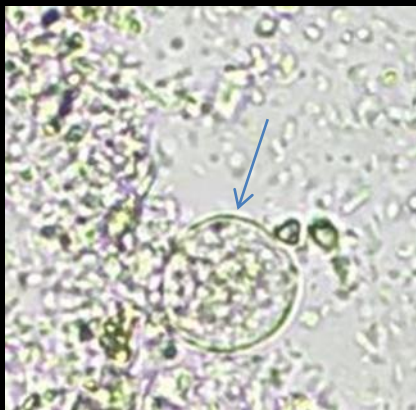
La forme vacuolaire de *Blastocystis hominis*
G 100 X



Le kyste de *Pseudolimax butchlii* G 100X



Le kyste d' *Endolimax nana* G 100X



Le kyste d' *Entamoeba coli* G100X

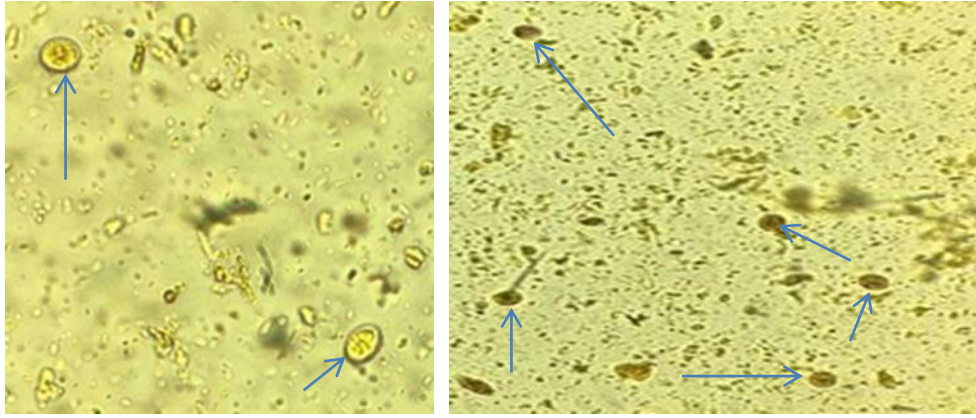


Figure 28 : Les kystes de *Giardia intestinalis* colorés au lugole G. 100X

2. Discussion :

Les parasitoses intestinales sont des infections qui touchent toutes les couches de la population mais particulièrement les populations des zones chaudes et humides en raison des conditions climatiques favorables au développement du parasite, l'insuffisance de mesures d'hygiène et d'assainissement et enfin de la pauvreté. Le diagnostic de confirmation d'une suspicion d'une parasitose intestinale repose sur l'examen parasitologique des selles qui permet la mise en évidence du parasite ou traces parasitaires, il consiste à réaliser un examen à l'état frais et un examen intégral de concentration (**Houzé et al 2017**)

En comparaison de notre étude avec celle faite à Burkina Faso (**Zida et al 2015**) dont Chaque échantillon de selles a fait l'objet: d'un examen macroscopique, d'un examen microscopique direct en eau physiologique et au lugol et d'un enrichissement selon la méthode de Ritchie simplifiée et la méthode de Willis. La prévalence globale du parasitisme était de 71.5 % donc environ $\frac{3}{4}$ de selles examinés sont porteurs de parasites ; tandis que chez notre résultat, dont les selles examinés n'ont subi qu'un examen direct à l'état frais, la prévalence globale du parasitisme était de 24.55 % donc environ $\frac{1}{4}$ des cas examinés sont porteurs de parasites. Une différence significative souligne l'importance de l'examen d'enrichissement.

En comparaison de nos résultats avec ceux de (**Seffah et Mendjel 2019**) dont elles ont examiné 603 échantillons par quatre techniques : l'examen à frais et l'examen après concentration avec trois solution ; à base de chlorure de sodium ($d= 1.2$), la solution de sucre ($d=1.27$) et la solution de chlorure de zinc ($d=1.5$). Il a été révélé 40.45 % cas positifs examinés à frais, 45.69 % cas positifs examinés par solution de NaCl, 53.93 % examinés par la solution sucre et enfin 97 % de cas positifs examinés avec la solution chlorure de zinc. Les espèces révélées sont diversifiées comprenant les protozoaires les nématodes et cestodes, tandi que chez nous que certains protozoaires ont été identifiés.

On a identifié Cinq association parasitaires : deux associations triples et trois associations doubles, dont *B.hominis* était le plus associé ; parallèlement aux associations révélées au CHU d'Oran (**Bennouis et al 2013**)

Selon l'étude faite par (**Trelis et al 2019**) *G. intestinalis* peut être à l'origine d'une malabsorption du fructose compte tenu de son degré important de coexistence.

L'infection à *G. intestinalis* et les syndromes de malabsorption qui l'accompagnent fréquemment sont responsables pour les déficits en vitamines liposolubles, plus

particulièrement dans le cas de la vitamine A, et, par conséquent, des mesures nutritionnelles doivent être mises en œuvre conjointement avec le traitement médicamenteux recommandé pour obtenir une amélioration clinique plus précoce et minimiser son impact nutritionnel.

Les militaires sont exposés à l'infection par des parasites intestinaux en raison des très mauvaises conditions d'hygiène lors des camps militaires sauvage en pleine nature, tout comme les détenus de certaines prisons délaissées, comme le montre la comparaison de notre étude avec l'étude de **(Zida et al, 2015)** au Burkina Faso, où nous avons parmi les cas positifs ; l'ANP comprend la plupart des cas d'infection par *Blastocystis hominis* et *Endolimax nana* qui sont des indicateurs de propreté. En outre, l'étude de **(Zida et al, 2015)** a enregistré environ 3/4 cas positifs parmi les cas étudiés, ce qui révèle le manque de respect des règles d'hygiène de la part des détenus, ainsi que la négligence de la part des agents.

On évoque l'absence de toilettes dans les camps militaires sauvage en pleine nature, ce qui entraîne une pollution de l'environnement, le manque d'eau parfois et la nécessité de préparer la nourriture malgré la pollution causée. Ils conduisent tous à une infection parasitaire intestinale, du moins dangereux au plus dangereux. De ce point de vue, il est nécessaire de maintenir au maximum l'hygiène et d'essayer de réduire la pollution afin de protéger l'organisme de ces maladies gênantes qui affectent négativement la rentabilité de l'individu dans sa société, son travail et sa santé.

Chapitre III : Conclusion :

L'examen parasitologique des selles permet l'identification du parasite le plus souvent sous sa forme kystique à l'examen direct ou après concentration par les techniques complémentaires. Ces kystes représentent les formes de résistance et de dissémination dans le milieu extérieur, ils sont responsables de la contamination féco-orale chez l'être humain. **(Bennouis et al 2013)**

On a utilisé qu'une seule méthode de diagnostic (l'examen direct à l'état frais) qui semble fiable pour l'identification des amibes mais semble faible pour les microsporidies et les helminthes donc l'application de techniques de diagnostic coproparasitologique d'enrichissement adéquate dans le laboratoire d'hygiène et de santé publique de Blida s'impose à fin de pouvoir identifier plusieurs espèces parasitaires et enfin diagnostiquer les parasitoses digestives.

Les résultats obtenus sont préliminaires et cette analyse doit être approfondie en appliquant les autres méthodes complémentaires du diagnostic parasitologique tels que les méthodes de flottation exclusivement celle à base de chlorure de zinc.

Des mesures préventives s'imposent avec notamment une sensibilisation des populations en insistant sur l'hygiène fécale, le bon entretien des toilettes plus particulièrement pour les enfants et le traitement convenable des eaux et des aliments destinés à la consommation pour lutter contre ces parasitoses.

D'un autre point de vue ; à fin de réduire les infestations et les autoinfestations dans la restauration collective, il est recommandé d'appliquer les approches préventives systématiques de la sécurité alimentaire contre les dangers biologiques sur les quatre critères de cuisine : le personnel ; doit être formé sur les règles d'hygiène, et porter une tenue de travail réglementaire. Bien évidemment, il doit porter des gants ou se laver les mains très régulièrement, les locaux ; doivent être en conformité et irréprochables sur la question de l'hygiène, des chambres froides aux sanitaires et respecter la marche en avant (du sale vers le propre), le matériel ; les ustensiles de cuisine doivent être nettoyés, désinfectés régulièrement et rangés à l'abri, bien contrôlés et entretenus, les denrées alimentaires ; doivent être contrôlés et d'une origine et d'une traçabilité connue.

Référence bibliographique :

1. **Adoubryn K.D (2012)**. Parasitoses intestinales infantiles à Biankouma, région des 18 Montagnes (ouest de la Côte d'Ivoire) : étude de l'efficacité et de la tolérance du praziquantel et de l'albendazole. Médecine et Santé Tropicales, Vol. 22
2. **Andersen.E.S (2014)**. RNA Sequence, Structure, and Function: Computational and Bioinformatic Methods in molecular biology. Edit John M. Walker.springer
3. **Anofel (2016)**. Parasitoses et mycoses des régions tempérées et tropicales. 5^e édition. Elsevier
4. **Armstrong. M. P (2001)**.Biology, structure, function. Encyclopedic Reference of Parasitology. Ed n°2. Edit. Heinz Mehlhorn. Springer
5. **Bandi .C et al (2014)**.Helminth Infections and their Impact on Global Public Health Edit. Fabrizio Bruschi. Springer
6. **Basavraj.G.k, Karanam.K.S, Papireddy.C.K.R (2020)**. Strongyloides stercoralis Hyper infection Syndrome. Indian Journal of Surgery. Springer
7. **Becker.A.J, Hutson.K.S, Trujillo-González.A (2018)**. Parasite Dispersal From the Ornamental Goldfish Trade. Advances in Parasitology,Vol.100. Elsevier. P,239-281
8. **Belaouni.M, Elbakraouy.R, Er-rami.M (2019)**. Tæniasis à Tænia saginata. Cas clinique. Biologie Médicale. Vol,08. N°30
9. **Benchimol.M, Souza.W, Gadelha.A (2019)**. The structural organization of Giardia intestinalis cytoskeleton. Advances in Parasitology,Vol.107. Elsevier
10. **Bogitsh.B (2013)**. Human Parasitology. Ed n°4. Elsevier
11. **Bogitsh.B (2018)**. Human Parasitology. Ed n°5. Elsevier
12. **Booth.M (2018)**. Climate Change and the Neglected Tropical Diseases. Advances in Parasitology, Vol.100
13. **Bourée. P, Lançon.A, Resende. P (2008)**. Parasitoses intestinales émergentes. Diagnostic en parasitologie. In Francophone de laboratoire. Elsevier
14. **Bundy.D.A.P, Hall. A, Medley. G. F, & Savioli. L (1992)**. Evaluating measures to control intestinal parasitic infections.In Rapp, trimmest, statist, sanit, mond.
15. **Cama.V, Gomez-Puerta.A.L, Gonzalez.A.E, Lopez-Urbina.M.T, Vargas-Calla.A, Xiao.L (2019)**. Cryptosporidium parvum as a risk factor of diarrhea occurrence in neonatal alpacas in Peru. Parasitology Research. Springer
16. **Chandenier.J, Desoubeaux.G (2012)**. Nématodoses intestinales: aspects épidémiocliniques et diagnostic. In Revue Francophone des Laboratoires. Elsevier

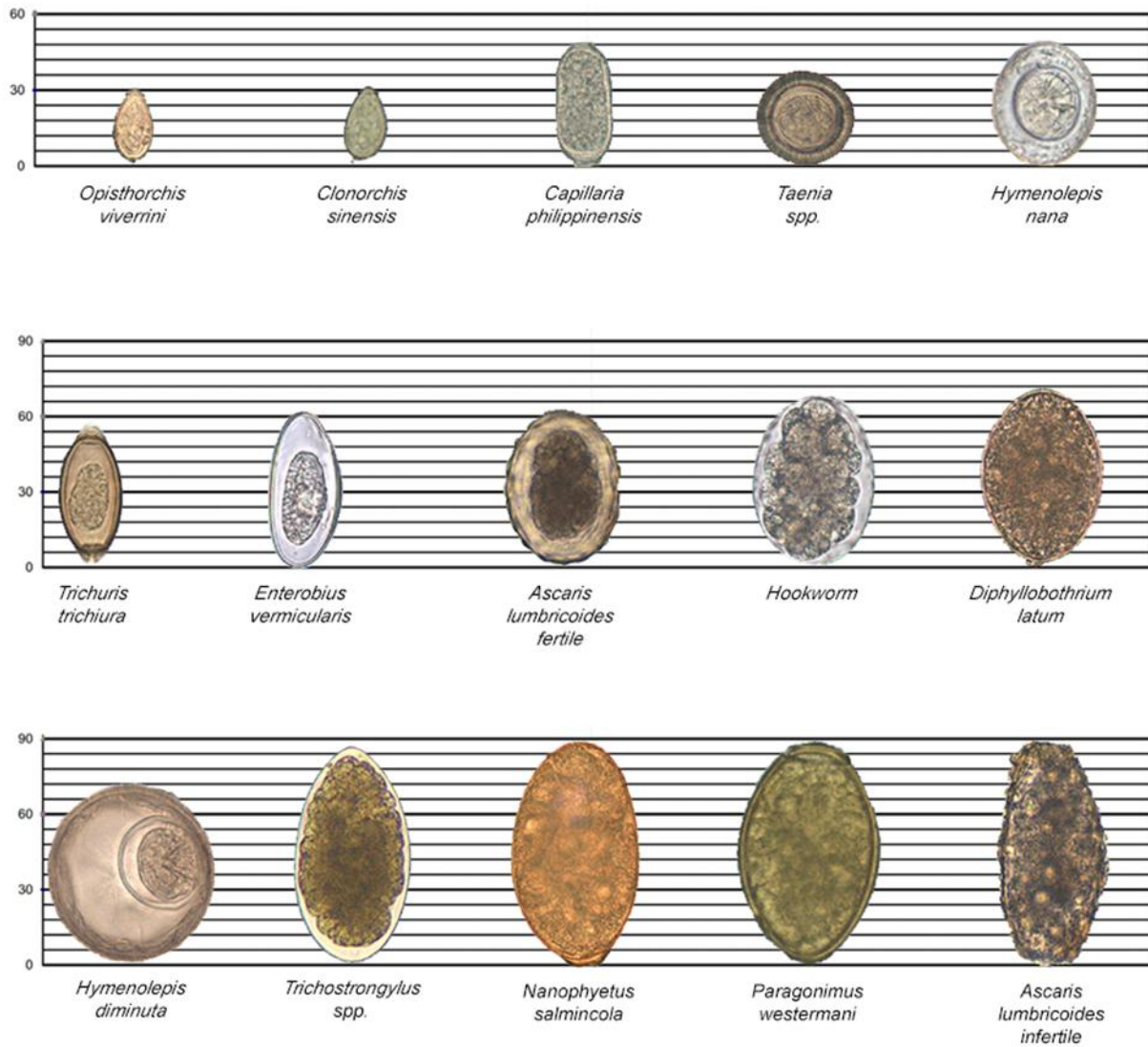
17. **Costa.F, García-Prieto .L, Panti-May.A.J, Rodríguez-Vivas.I.R (2020).** Worldwide overview of human infections with *Hymenolepis diminuta*. Parasitology Research. Springer
18. **Dannaoui.E, Fréalle E, Houzé.S, Izri.A, Lachaud.L, Menotti.J, Morio.F, Persat.F, Piarroux.R, Valot.S, Villard.O, Year.H (2020).** Actualités du diagnostic des infections parasitaires et fongiques. Ann Biol Clin 2020 ; 78(3) : 299-313
19. **Dumaine. E.J, Striepen.B, Tandel.J (2019).** Cryptosporidium parvum. Trends in Parasitology. Parasite of the Month. CellPress. Elsevier
20. **Falcao.A.X, Gomes.F.J, Hoshino-Shimizu.S, Papa.J.P, Suzuk.C.N.T (2013).** Automatic Segmentation and Classification of Human Intestinal Parasites From Microscopy Images. IEEE TRANSACTIONS ON BIOMEDICAL ENGINEERING, Vol. 60.
21. **Gallot. D (2006).**Anatomie chirurgicale du côlon. Appareil digestif. Techniques chirurgicales. . EMC. Elsevier SAS, Paris.
22. **Genton.B, Hatz.C, Kramme.S, Marti.H.** Comment la sérologie peut-elle aider à l'établissement du diagnostic des parasites ?. Pratique. Revue Médicale Suisse
23. **Gozalbo.M, Merino-Torres.J.F, Ortiz.V, Osuna.A, Soriano.J.M, Taroncher-Ferrer.S, Trellis.M (2019).**Giardia intestinalis and Fructose Malabsorption: A Frequent Association. Nutrients
24. **Guzman. A (2020).** Traitement *Tricuris trichura*. www.QueSalud.com
25. **Hasnaoui et al (2009).** Etude comparative des techniques de recherche et d'identification de Cryptosporidium dans les selles humaines dans le CHU de Blida.
26. **Hotez.J.P (2018).** Human Parasitology and Parasitic Diseases: Heading Towards 2050. Advances in Parasitology. Elsevier
27. **Houzé et al (2017).** Cestodoses larvaires Échinococcoses (hydatidose et échinococcosse alvéolaire), cysticercose et cestodoses larvaires rares. Parasitologie et mycologie médicales. Elsevier
28. **Houzé et al (2017).** Parasitologie : techniques élémentaires. Parasitologie et mycologie médicales. Elsevier
29. **Houzé et al (2017).** Techniques d'extraction des acides nucléiques. Parasitologie et mycologie médicales. Elsevier
30. **Houzé et al (2017).**Techniques de génotypage. Parasitologie et mycologie médicales. Elsevier

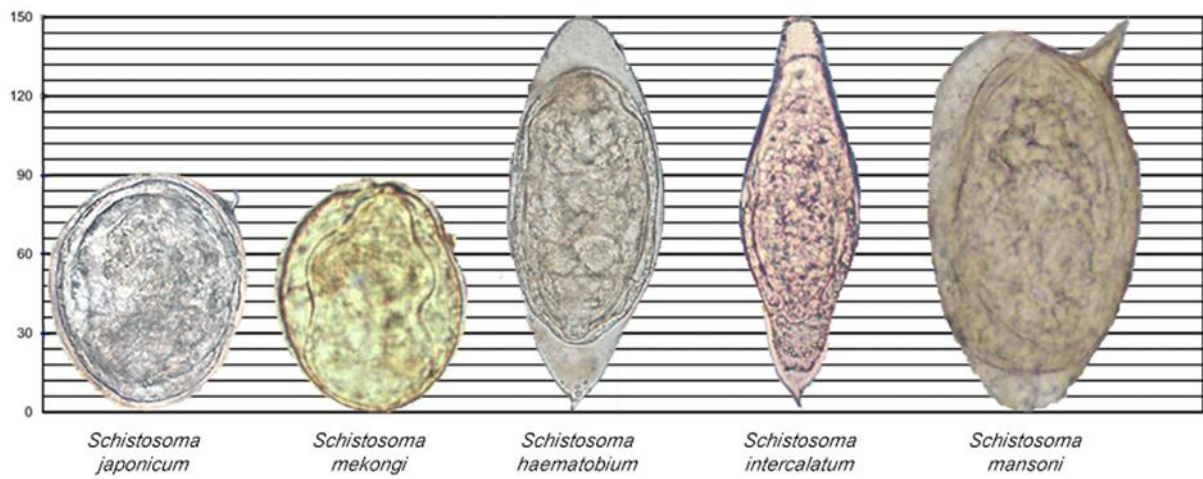
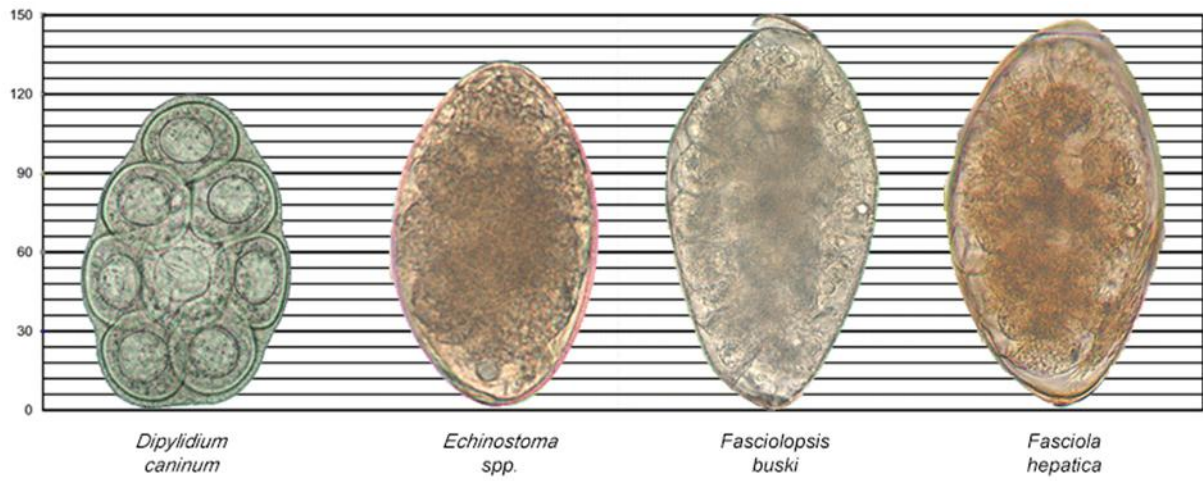
31. **Intapan.M.P, Sanpool.O, Thanchomnang.T, Maleewong.W(2019)**. Important protozoan diseases in the lower Mekong river basin. Parasite and Disease Spread by Major Rivers on Earth. Past and Future Perspectives. Parasitology Research Monographs.Vol.12. Edit, Heinz Mehlhorn. Springer
32. **Jarroll.E. L, Paget.A.T, Sulemana.A(2014)**. Commitment to cyst formation in Giardia. In Microbiology
33. **Kain.K.C. et al (1987)**. Epidemiology and Clinical Features Associated with Blastocystis hominis Infection. Parasitology. In DIAGN MICROBIOL INFECT DIS
34. **Kok.M et al (2018)**. The role of Blastocystis hominis in the activation of ulcerative colitis. GASTROINTESTINAL TRACT
35. **Matuvanga.T.Z (2020)**.AMIBIASE INTESTINALE: CONTROVERSE SUR L'IMPLICATION DES ESPECES NON PATHOGENES, REVUE GENERALE. Revue Médicale des Grands Lacs Vol. 11, N°02
36. **Mehlhorn.H (2015)**. Available Compounds, Methods and Means to Control Protozoan and Helminthic Parasites. Nanoparticles in the Fight Against Parasites.Parasitology Research Monographs. Vol. 08. Edit. Heinz Mehlhorn Springer
37. **Mehlhorn.H, Tan.K.S.W, Yoshikawa.H(2012)**. Blastocystis: Pathogen or Passenger?. Edit. Heinz Mehlhorn. Springer
38. **Monis. P. T, et al (1999)**. Molecular systematics of the parasitic protozoan *Giardia intestinalis*. By Molecular biology and evolution, Vol 16
39. **Mutombo.N.P et al (2019)**. Diagnosis and drug resistance of human soil-transmitted helminth infections: A public health perspective. Advances in Parasitology, Vol 104
40. **Niyas.(2018)**.Trichuris trichiura: Clinical picture. Oxford
41. **Simic. T (1932)**. Etude biologique et expérimentale du *Trichomonas intestinalis*, infectant spontanément l'homme, le chat et le chien. In Annales de parasitologie humaine et comparée. Ed. N°3
42. **Tan. K.S.W (2008)**. New Insights on Classification, Identification, and Clinical Relevance of Blastocystis spp. Clinical microbiology, Vol. 21
43. **Thieverge et al (2021)**. Molecular characterization of Cryptosporidium isolates from humans in Ontario, Canada. Parasites & Vectors. Biomedcentral
44. **Ward. H, Cevallos. A.M (1998)**. Cryptosporidium: molecular basis of host-parasite interaction. In advances in parasitology, Vol 40

45. **Ye.B, Yi Zou. X (2014).** Traditional Chinese Treatment of Taeniasis. Treatment of Human Parasitosis in Traditional Chinese Medicine. Parasitology Research Monographs. Vol .06 . Edit. Mehlhorn.H. Springer
46. **Zhou.H (2014).** Treatment Methods of Traditional Chinese Medicine for Infection with *Ascaris lumbricoides* and Other Nematodes. Treatment of Human Parasitosis in Traditional Chinese Medicine. Parasitology Research Monographs. Vol .06 . Edit. Mehlhorn.H. Springer
47. <https://www.ameli.fr/>
48. <https://pixnio.com/science/microscopy-images>
49. <http://www.dpd.cdc.gov>
50. <http://laboratoriumanaliskesehatan.blogspot.com>
51. <https://www.elsevier.com/fr>
52. <http://www.medical-labs.net>
53. <https://www.slideserve.com>
54. <https://www.aquaportail.com/>

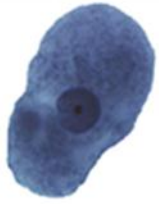

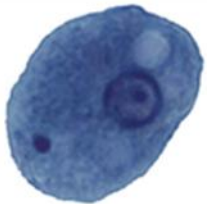




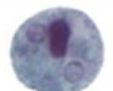
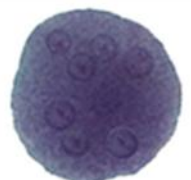

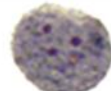

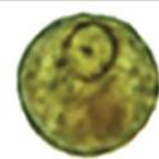






Annexes :

Annexes A : Tailles relatives des œufs d'helminthes du tube digestif mesurés en micromètres (µm)





Annexe B : Tableau récapitulatif de la morphologie des amibes

		Amebae					
		<i>Entamoeba histolytica/dispar</i>	<i>Entamoeba hartmanni</i>	<i>Entamoeba coli</i>	<i>Entamoeba polecki</i>	<i>Endolimax nana</i>	<i>Iodamoeba beutschlii</i>
Trophozoite							
							
Cyst							
Scale		 10 µm					

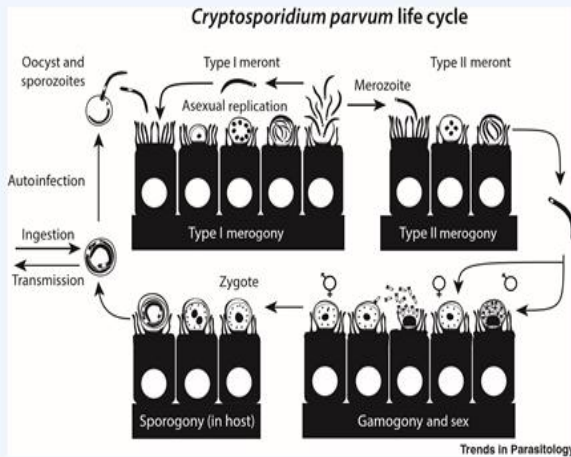
Annexe C :

Trends in Parasitology | Parasite of the Month

Cryptosporidium parvum

Jennifer E. Dumaine,¹ Jayesh Tandel,¹ and Boris Striepen^{1*}

¹Department of Pathobiology, School of Veterinary Medicine, University of Pennsylvania, 380 South University Avenue, Philadelphia, PA 19104, USA



KEY FACTS:

Human infections are caused by *C. parvum* and *Cryptosporidium hominis* but transmission of multiple additional species occurs locally.

Zoonotic *C. parvum* strains appear genetically distinct from anthroponotic strains.

C. parvum invasive stages resemble those of other apicomplexans, but invasion and intracellular development show important differences.

C. parvum has a minute genome (9.1 Mbp encoding 4020 genes), lacks an apicoplast and mitochondrial DNA, has greatly reduced metabolic capabilities, and relies on host metabolism.

Recent advances: genetic engineering, cryopreservation, culture in organoids, tractable life cycle, phenotypic screens delivered potent drug leads, a natural mouse model to study protective immunity.

DISEASE FACTS:

Cryptosporidiosis is a major cause of global child mortality, particularly under the age of two.

With advanced water treatment, outbreaks are still frequent due to oocyst resistance to water chlorination.

The main disease symptoms are severe watery diarrhea, nausea, vomiting, and wasting.

Chronic infection causes villus blunting, nutrient malabsorption, and stunted growth.

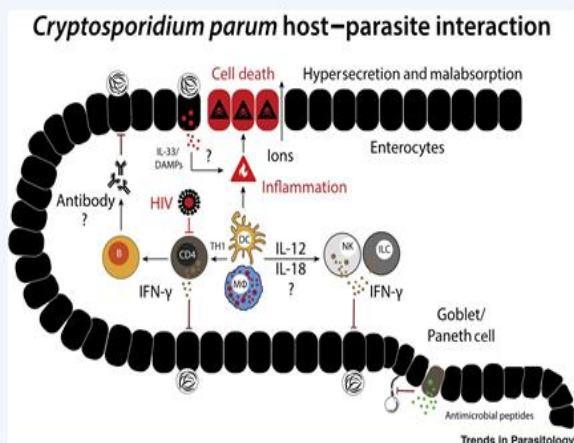
Infection results in protective immunity, albeit not sterile and not in a single infection. T cells are required to clear the infection, and interferon- γ is a key mediator of parasite restriction.

TAXONOMY AND CLASSIFICATION:

SUPERPHYLUM: Alveolata
PHYLUM: Apicomplexa
CLASS: Conoidasida
ORDER: Cryptogregarinorida
FAMILY: Cryptosporidiidae
GENUS: *Cryptosporidium*
SPECIES: *C. parvum*

*Correspondence: striepen@upenn.edu

Cryptosporidium is a leading cause of diarrheal disease in young children and untreated AIDS patients in resource-limited countries worldwide. Transmission occurs via the fecal-oral route, and sources of *Cryptosporidium* infection include contaminated water or food, or contact with infected people or animals. Upon ingestion of the infective parasite oocysts, motile sporozoites emerge and invade epithelial cells of the small intestine where they develop in an intracellular but extracytoplasmic niche. *Cryptosporidium* completes its complex life cycle in a single host, with both asexual and sexual stages present in the intestine. Replication of the parasite, and the resulting immune response contribute to the development of severe, watery diarrhea in infected individuals. Currently, there is no vaccine, and only one drug (nitazoxanide), which has limited efficacy in those most susceptible.



CellPress
REVIEWS

Trends in Parasitology, Month 2019, Vol. xx, No. xx © 2019 Elsevier Ltd. All rights reserved.

<https://doi.org/10.1016/j.pt.2019.11.003>

1

