

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 des Populations et des Organismes
Laboratoire de Recherche Biotechnologies, Environnement et Santé



Mémoire de Fin D'Etudes

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

Option: Parasitologie

Thème

**Etude des parasites digestifs chez les patients hémodialysés au
niveau de l'établissement hospitalier spécialisé en transplantation
d'organes et de tissus.**

Présenté par :

Melle ARAB Damia

Melle DACHIR Houda

Soutenu le 02/09/2020, devant le jury :

Président	Mr BENDJOUDI. D	MCB / BPO	USDB 1
Examineur	Mr MEDROUH. B	Doctorant	USDB 1
Promoteur	Mr ZIAM. H	MCA / BPO	USDB 1
Co-Promotrice	Mme AMRANI. F	Médecin assistante	EHS-TOT

Promotion 2019/2020

Remerciement

Avant tout, nous remercions Allah, le créateur, l'omniscient, le omniprésent, digne des meilleurs noms qu'il s'est attribué à lui-même. C'est à lui que nous devons tout, le souffle de la vie et la lumière des yeux. Nous n'oublions pas son messager Mohamed paix de Dieu sur lui, envoyé en signe de miséricorde. C'est par la grâce d'Allah, ce travail a été achevé, de nombreuses personnes y ont contribué et nous tenons à remercier :

Monsieur ZIAM.H, notre promoteur maitre de conférences à USDBI

Qui a accepté de diriger ce travail, on le remercie pour ces orientations, les pertinents conseils et pour les efforts qu'il a consentis durant la réalisation de ce mémoire, de part de son enseignement rigoureux et méthodologique.

Madame AMRANI.F notre Co-promotrice Médecin Assistante en Parasitologie dans le Laboratoire de parasitologie/Mycologie de l'Etablissement hospitalier spécialisé en Transplantation d'organes et de tissus de l'Hôpital Frantz fanon de Blida à qui nous adressons nos plus haute considération, gratitude et reconnaissance pour sa disponibilité son amour du travail bien fait et sa simplicité et gentillesse qui nous a beaucoup appris en y apportant son savoir et sa grande expérience, ainsi qu'à toute l'équipe de laboratoire pour l'aide apportée.

Monsieur BENJOUDI.D, maitre de conférences à USDBI, qui nous a fait l'honneur d'avoir accepté de présider le jury de soutenance.

Monsieur MEDROUH.B, Doctorant, qui a accepté d'examiné ce travail, dont on est très reconnaissantes.

*Merci à toutes les personnes ayant suivi de près ou de loin
notre travail.*

Dédicace

J'ai le plaisir de dédier le fruit de notre étude à :

Mes parents, qui ont œuvré pour ma réussite, de par leur amour, leurs soutiens, leurs sacrifices consentis et leurs précieuses conseils, pour toute leurs assistance et leurs présence dans notre vie, reçoivent à travers ce travail aussi modeste soit-il, l'expression de nos sentiments et de gratitude.

A mes adorable sœurs Amina, Samia, Ahlem, et mon frère Nassim

Pour vos encouragements continus, j'espère que j'étais un bon exemple pour vous et que vous aurez fait plus que moi. Je vous dédie ce travail avec tous mes vœux de bonheur, santé et de réussite.

A mon adorable binôme Houda ;

Avec qui j'ai passé de bonnes années d'études et qui a enduré avec moi toutes les difficultés de ce travail ainsi qu'à toute sa famille.

A tous les membres de ma famille ;

Que je ne pourrais nommer de peur d'en oublier. Mon affection et ma tendresse les plus sincères.

A mes chères amies Basma; Ferial; Amina; Fairouz, pour les sympathiques moments qu'on a passés ensemble.

A ma promotion et tous les étudiants de la parasitologie.

Arab Damia

Dédicace

C'est avec un énorme plaisir, à cœur ouvert je dédie ce modeste travail à :

-A la mémoire de ma grand-mère aucun mot ne pourra exprimer ma grande tristesse en ton absence, Ton visage souriant, Ta gentillesse, Et ton amour incomparable, Resteront à jamais gravés dans mon cœur, Je vous dédie mon travail grand-mère, Que ton âme repose en paix.

-A celle qui m'a donné la vie, ma source d'amour et de tendresse, à ma très chère mère, celle qui m'a toujours comblée avec sa douceur et son affection, aidée et épaulée.

-A mon pilier, mon père bien aimé, en qui je suis et je serais toujours reconnaissante d'avoir toujours cru en moi et donné la Force et les moyens d'aller loin et d'en arriver là.

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

-A mes frères et ma sœur et son mari, vos conseils et encouragements m'en donné la force de continuer jusqu'au bout.

-A mon adorable binôme, Damia, au nom de notre belle amitié, pour tous les souvenirs qui nous lient, toutes nos joies et nos douleurs, je te dédie ce travail qui est le fruit de nos efforts.

-A ma chère amie, Maissa, avec qui j'ai partagé de belles années de complicité.

-A mes chères Wissam , Basma et Asma.

-A toute ma famille maternelle et paternelle.

-A mes amis qui ont toujours été là pour moi.

-A tous ceux qui me sont chers et que j'ai omis de citer.

Dachir Houda.

Sommaire

Introduction.....	1
Chapitre 1 : La bibliographie	4
1. Définition	5
2. Anatomie de l'appareil digestif.....	5
2.1 Organes du tube digestif	5
2.2 Organes digestifs annexés	6
3. Historique.....	7
4. Etude des parasites digestifs chez l'homme.....	7
5. Classification des parasites digestifs chez l'homme.....	7
Embranchement des Protozoaires.....	7
Embranchement des Métazoaires.....	8
1. Rhizopodes.....	9
1.1 Amibiases due aux amibes.....	9
1.1.1 Amibe pathogène.....	9
1.1.1.1 Morphologie.....	9
1.1.1.2 Cycle biologique.....	10
1.1.1.3 Clinique.....	11
1.1.1.4 Prophylaxie.....	12
1.1.2 Amibes non pathogènes.....	12
1.1.2.1 <i>Entamoeba coli</i>	12
1.1.2.2 <i>Endolimax nanus</i>	13
1.1.2.3 <i>Pseudolimax butchlii</i>	14
2. Flagellé.....	15
2.1 Giardiose due à <i>Giardia duodenalis</i>	15
2.2 Morphologie.....	16
2.3 Cycle biologique.....	17
2.4 Clinique.....	17
2.5 Prophylaxie.....	18
3. Blastocyste.....	18
3.1 Morphologie	18
3.2 Cycle biologique.....	20
3.3 Clinique.....	21
3.4 Prophylaxie.....	21
4. Sporozoaires ou Coccidies.....	21
4.1 Morphologie	22
4.2 Cycle biologique.....	23
4.3 Clinique	24
4.4 Prophylaxie	24
5. Diagnostic des parasites digestifs	25

5.1 Examen macroscopique.....	25
5.2 Examen microscopique	25
5.2.1 Examen direct à l'état frais.....	25
5.2.2 Examen direct après coloration.....	25
5.2.3 Examen microscopique après concentration.....	26
5.2.3.1 Techniques de concentration standards.....	27
5.2.3.2 Techniques spéciales	28
6. Traitement de parasitoses digestives	29
Chapitre 2 : Matériel et méthodes	30
Objectif.....	31
1. Région de Blida	31
2. Climat de Blida.....	31
3. Echantillonnage.....	32
3.1 Dialyse et hémodialyse	32
4. Condition du prélèvement.....	33
4.1 Préparation du malade.....	33
4.2 Fiche de renseignement.....	33
4.3 Prélèvement des selles.....	33
5. Diagnostic coprologique.....	33
5.1 Examen direct	34
5.1.1 Examen à frais à l'eau physiologique	34
5.1.2 Examen à frais après coloration au lugol.....	34
5.2 Technique de Ritchie modifiée.....	35
5.3 Technique de Ziehl-Neelsen modifiée.....	36
5.4 Techniques de Sheather.....	37
6. Analyse statistique.....	37
Chapitre 3 : Résultats	38
1. Prévalence globale des parasites digestifs	39
2. Prévalence des parasites digestifs en fonction de la technique coprologique	39
3. Prévalence des cas positifs.....	42
3.1 Prévalence des parasites identifiés chez les hémodialysés	42
3.2 En fonction de l'âge.....	42
3.3 En fonction du sexe	43
3.4 En fonction des signes cliniques	43
Chapitre 4 : Discussion	44
Conclusion	48
Références bibliographiques.....	49
Annexes.....	55

Liste des figures

Figure 1. Anatomie du système digestif humain	6
Figure 2. Morphologie du trophozoites et kyste d' <i>Entamoeba histolytica</i>	10
Figure 3. Cycle biologique d' <i>Entamoeba histolytica</i>	11
Figure 4. Morphologie du trophozoite d' <i>Entamoeba coli</i>	13
Figure 5. Morphologie du kyste d' <i>Entamoeba coli</i>	13
Figure 6. Morphologie du trophozoite d' <i>Endolimax nanus</i>	14
Figure 7. Morphologie du kyste d' <i>Endolimax nanus</i>	14
Figure 8. Morphologie du trophozoite de <i>Pseudolimax butchlii</i>	15
Figure 9. Morphologie du kyste de <i>Pseudolimax butchlii</i>	15
Figure 10. Morphologie du trophozoite de <i>Giardia duodenalis</i>	16
Figure 11. Morphologie du kyste de <i>Giardia duodenalis</i>	17
Figure 12. Cycle biologique de <i>Giardia duodenalis</i>	18
Figure 13. Forme vacuolaire de <i>Blastocystis sp</i>	19
Figure 14. Forme granulaire de <i>Blastocystis sp</i>	19
Figure 15. Forme amiboïde de <i>Blastocystis sp</i>	20
Figure 16. Forme kystique de <i>Blastocystis sp</i>	20
Figure 17. Cycle biologique de <i>Blastocystis sp</i>	21
Figure 18. Morphologie de l'oocyste de <i>Cryptosporidium sp</i>	22
Figure 19. Cycle biologique de <i>Cryptosporidium sp</i>	24
Figure 20. Carte géographique de Blida.....	31
Figure 21. (A) Hémodialyseur (B) Processus de l'hémodialyse	32
Figure 22. La dilution de la selle dans l'eau physiologique	34
Figure 23. (A) Matériel pour effectuer l'examen à frais au lugol et à l'eau physiologique.....	34
Figure 23. (B) Lame porte objet montrant les deux préparations.....	34
Figure 24. Les étapes de la technique de coloration au lugol... ..	35
Figure 25. Différentes phases après centrifugation de la technique de Ritchie	36
Figure 26. Les étapes de la technique de Ziehl-Neelsen modifiée	36
Figure 27. Les étapes de la réalisation de l'examen coprologique par la flottation	37
Figure 28. Sectoriel représentant la prévalence globale des parasites digestifs	39
Figure 29. Oocyste de <i>Cryptosporidium spp</i> coloré par la technique de Ziehl-Neelsen	40
Figure 30. Forme vacuolaire de <i>Blastocystis spp</i>	40
Figure 31. Kyste d' <i>Entamoeba coli</i>	40
Figure 32. Kyste d' <i>Endolimax nanus</i>	41
Figure 33. Kyste de <i>Pseudolimax butchlii</i>	41
Figure 34. Kyste de <i>Giardia duodenalis</i>	41
Figure 35. Kyste d' <i>Entamoeba histolytica</i>	42
Figure 36. Répartition des espèces parasitaires identifiées par EPS.....	42
Figure 37. Répartition de la population étudiée selon le sexe	43
Figure 38. Fréquences des signes cliniques rapportés chez les hémodialysés	43

Liste des tableaux

Tableau n° 1 : Classification des parasites digestifs appartenant à l'embranchement des Protozoaires	8
Tableau n° 2 : Classification des parasites digestifs appartenant à l'embranchement des Métazoaires.....	8
Tableau n° 3: Techniques de colorations en parasitologie.....	26
Tableau n°4: Techniques de concentration physiques.....	27
Tableau n°5: Les techniques de concentration physico-chimique	28
Tableau n°6: Techniques spécifiques pour la recherche des parasites digestifs.....	28
Tableau n°7: Médicaments de certaines parasitoses digestives.....	29
Tableau n°8: Prévalence globale des parasites digestifs en fonction de la technique coprologique.....	39
Tableau 9 n° : Prévalences des parasites digestifs en fonction de la technique coprologique..	39

Résumé

Dans le but d'étudier la prévalence des parasites digestifs chez les patients hémodialysés une étude a été réalisée au sein du laboratoire de parasitologie mycologie de L'établissement hospitalier spécialisé en transplantation d'organes et de tissus à l'hôpital de Frantz fanon de Blida, L'étude a été réalisée pendant 1 mois depuis le 12 Février au 12 Mars 2020.

Cinquante-quatre échantillons ont subit un examen parasitologique des selles avec 4 techniques de diagnostiques : L'examen à fais sans et avec coloration, Technique de Ritchie, Technique de Sheather ,Coloration de Ziehl-Neelsen .

L'examen parasitologique des selles au microscope s'est révélé positif avec un taux de (42,59%), *Blastocystis spp* était le plus dominant avec un taux de (60,86%), Les amibes non pathogènes comme *Entamoeba coli* et *Endolimax nanus* (13,04%), *Pseudolimax butchlii* (4,34%) et d'autres parasites pathogènes comme *Giardia duodenalis* et *Cryptosporidium spp* (8,69%), *Entamoeba histolytica* (4,34%), L'âge moyen de nos patients était de 38 ans, le sexe féminin était le plus infecté (56,52%) Ce portage parasitaire est fait essentiellement de protozoaires.

Mots clés :

Parasites digestifs ; hémodialysés ; examen parasitologique ; prévalence ;

Abstract

In order to study the prevalence of digestive parasites in haemodialysis patients a study was conducted in the laboratory of parasitology mycology of the hospital specialized in organ and tissue transplantation at the hospital Frantz fanon of Blida. The study was conducted for 1 month from February 12 to March 12, 2020.

Fifty-four samples were submitted to a parasitological examination of stools with 4 diagnostic techniques: The examination without and with staining, Ritchie's technique, Sheather's technique, Ziehl-Neelsen staining .

Parasitological examination of stools under the microscope was positive with a rate of (42.59%), Blastocystis spp was the most dominant with a rate of (60.86%), Non-pathogenic amoebae such as *Entamoeba coli* and *Endolimax nanus* (13, 04%), *Pseudolimax butchlii* (4.34%) and other pathogenic parasites such as *Giardia duodenalis* and *Cryptosporidium* spp (8.69%), *Entamoeba histolytica* (4.34%). The average age of our patients was 38 years; the female sex was the most infected (56.52%).this parasitic carrier is mainly made of protozoa.

Keywords:

Digestive parasites; haemodialysis; Parasitological examination; prevalence;

ملخص

من أجل دراسة انتشار طفيليات الجهاز الهضمي في مرضى غسيل الكلى، تم إجراء دراسة في مختبر علم الطفيليات الفطري في المؤسسة الاستشفائية المتخصصة في زراعة الأعضاء و الأنسجة في مستشفى فرانس فانون ب ولاية البلدة. تم إجراء الدراسة لمدة شهر واحد من 12 فيفري إلى 12 مارس 2020. لقد تم إخضاع أربعة و خمسين عينة للفحص الطفيلي للبراز بأربع تقنيات تشخيصية: تم الفحص المجهرى المباشر الطازج و كذلك بالتلوين، تقنية Ritchie , تقنية Sheather والتلوين ب Ziehl -Neelsen .

تم الحصول على نتيجة الفحص الطفيلي للبراز تحت المجهر موجبا بنسبة (42.59%)، و الذي وجد *Blastocystis spp* الأكثر انتشارا بنسبة (60.86%)، أما الأميبات غير الممرضة مثل *Entamoeba coli* و *Endolimax nanus* ، *Pseudolimax butchlii* بنسبة (4.34،13.04) % و غيرها من الطفيليات المسببة للأمراض مثل *Giardia* ، *Cryptosporidium spp* و *duodenalis* ، بنسبة (8.69%) ، *Entamoeba histolytica* ، 4.34% و كان متوسط عمر مرضانا 38 عاما، و الجنس الأنثوي يمثل النسبة الأكثر انتشارا التي تقدر ب : (56.52%) الناقل الطفيلي يتكون بشكل أساسي من الكائنات الأولية.

الكلمات المفتاحية :

الطفيليات الهضمية، الفحص الطفيلي، غسيل الكلى ; انتشار;

Introduction

L'insuffisance rénale chronique (IRC) est caractérisée par une perte progressive de la capacité des reins à filtrer le sang (Bamoulid et al., 2015). Pour pallier à cette pathologie débilante pour la santé humaine, les efforts de recherche ont abouti au développement d'un rein artificiel "appelé *hemodialyseur*" capable de jouer le rôle du rein naturel (Belkhal, 2019).

En effet, l'hémodialyse s'accompagne d'une diminution de l'immunité adaptative dont témoignent la diminution de la réponse vaccinale et l'augmentation de la susceptibilité aux infections notamment les parasites digestifs (Bamoulid et al., 2015).

Les parasitoses digestives sont des maladies dues à la présence dans le tube digestif humain ou animal des parasites appartenant à deux embranchements celui des protozoaires et celui des helminthes. Ces organismes ont un tropisme particulier sur le système digestif dont le mode de transmission est majoritairement, lié au péril fécal (Abdoune et al., 2018).

Même si le tableau clinique reste flou (signes cliniques frustrés), le parasitisme digestifs constitue un problème de santé publique lié à la pérennité du parasitisme d'une part et au syndrome de mal absorption lié les diarrhées d'autre part. Dans l'impact sur la santé est nettement perceptible sur le ralentissement de la croissance des individus (Kasmi et Saidouni, 2016).

Les parasitoses digestives n'étant pas soumises à une déclaration obligatoire (sauf pour l'amébose). Cependant, L'organisation mondiale de la santé (2001) estime que 3,5 milliards de personnes sont infectées par les parasites digestifs et 350 millions présentent une parasitose (Lezrag et Djelali, 2019).

Plusieurs facteurs contribuent à la multiplication de ces parasites parmi les quelles on note les conditions climatiques, les conditions de vie défavorables, le manque d'hygiène alimentaire et fécale, l'éducation sanitaire insuffisante et l'usage des engrais humains contribuent grandement à l'extension des parasitoses digestives, en augmentant la transmission et en perpétuant les cycles parasitaires (Abdoune et al., 2018).

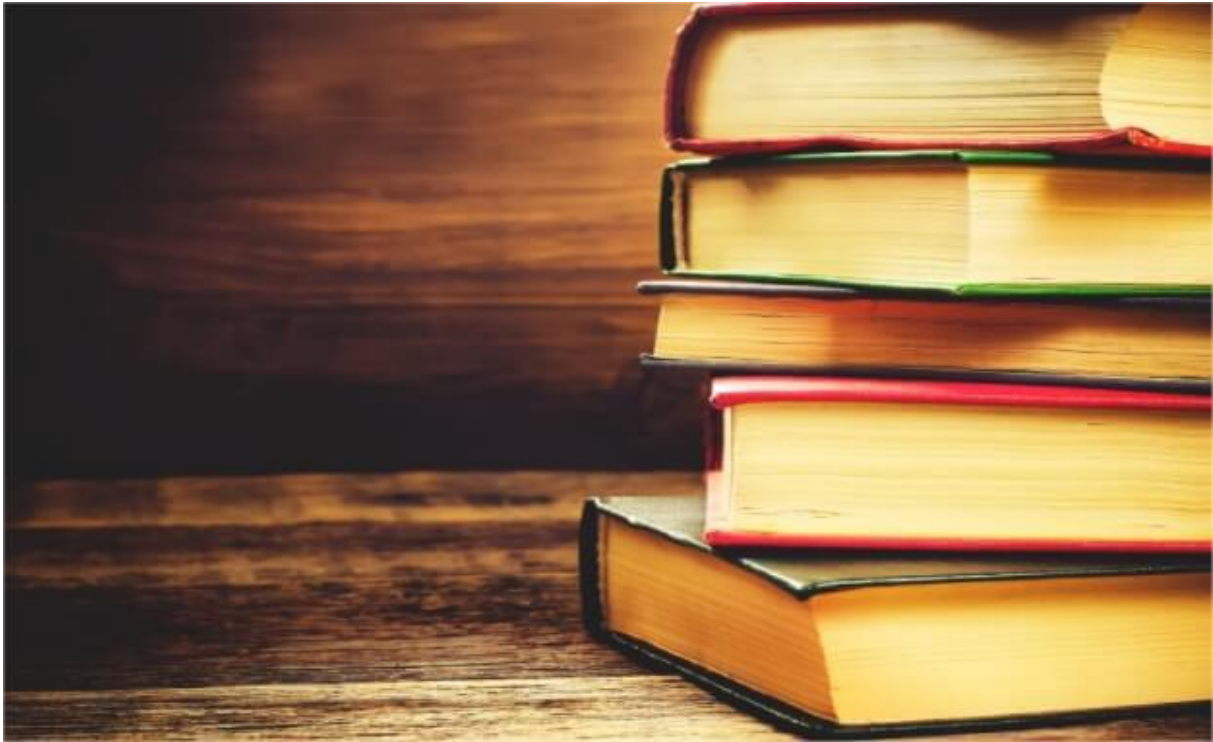
Entamoeba histolytica infecte 500 millions de personnes par année, cause une amébose chez 50 millions de cas et provoque la mort de 100 000 personnes annuellement à cause des complications extradigestives telles que les abcès hépatiques ou cérébraux. Concernant la giardiose, environ 20 000 personnes la contractent par année (Lezrag et Djelali, 2019).

Dans de nombreux laboratoires des pays en voie de développement, l'examen microscopique des selles à la recherche des kystes, des formes végétatives, des oocystes et des trophozoïtes reste la méthode de choix pour le diagnostic. Et la lutte contre ces infestations est aujourd'hui beaucoup plus facile qu'autre fois grâce à l'amélioration et à la simplification de certains méthodes de diagnostic et aux progrès réalisés en biologie parasitaire, et aussi à la découverte de traitement

médicamenteux efficaces avec moins d'effets secondaire (Amhaouch, 2017).

De ce faite, notre étude vise à déterminer la prévalence des parasites digestifs chez les patients hémodialysés au niveau de l'établissement hospitalier spécialisé en transplantation d'organes et de tissus (EHSTOT), en utilisant différentes techniques d'examens microscopiques, 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.

Bibliographie



Chapitre 1.La bibliographie

1. Définition

Les parasitoses digestives sont des maladies dues à la présence dans le tube digestif humain ou animal des parasites appartenant à l'embranchement des protozoaires, des helminthes et de certains arthropodes. (Ouraiba et Seghir, 2014). Ces derniers sont des organismes unicellulaires, pluricellulaire mobiles ou non, Les répercussions de ce parasitisme sur la santé sont en fonction de l'intensité du parasitisme et de l'état immunitaire du sujet. (Kasmi et Saidouni, 2016).

2. Anatomie de l'appareil digestif

- **L'anatomie** est une science qui a pour objet l'étude de la forme, les rapports réciproques et la structure finale des organes des êtres vivants organisés, parmi eux : L'homme (Hammoudi, 2010).Le corps humain est composé de plusieurs organes et cavités. Parmi eux, se trouve l'appareil digestif qui est en contact permanent avec le milieu extérieur.
- **Appareil digestif** est constitué par un ensemble d'organes se trouvant dans les régions cervico-céphaliques, thoracique et abdomino-pelvienne (Hammoudi, 2010). La figure 1 montre l'organisation des différents compartiments digestifs dans la cavité abdominale chez l'homme.

2.1. Organes de tube digestif

Les organes impliqués dans la digestion peuvent être divisés en deux groupes : les organes du tube digestif et les organes annexés (Anonyme, 2020). Le premier groupe comprend :

Cavité orale : il représente la partie initiale du td. C'est le siège de l'organe de la gustation, là où se font l'insalivation, la mastication puis la déglutition des aliments (Hammoudi, 2010).

Pharynx : il est un conduit musculo-membraneux ouvert en avant. Il fait partie de l'appareil digestif, par sa situation et ses rapports avec les fosses nasales et le larynx, il contribue à l'apport de l'air vers les poumons (Hammoudi, 2010).

Œsophage : il représente la partie du td qui fait suite au pharynx et se termine au niveau l'estomac. Son aspect extérieur est celui d'un conduit musculo-membraneux, et son aspect intérieur est celui d'un revêtement muqueux lisse et rose pale, avec des plis longitudinaux (Hammoudi, 2010).

Estomac : c'est un segment dilaté du td qui fait suite à l'œsophage abdominal au niveau du cardia et se termine par le pylore (Hammoudi, 2010).

Pancréas : c'est une glande mixte, encastrée par sa tête dans le cadre duodénal et reliée à celui-ci par les canaux pancréatique. Il fabrique les enzymes pancréatiques (sécrétion exocrine ou externe) qui se déversent dans les conduits pancréatique (Hammoudi, 2010).

Intestin grêle : il représente la partie de l'intestin grêle qui fait suite au duodénum à l'angle duodénum-jéjunal et qui se termine au niveau du colon ascendant par la valvule iléo-caecale (Hammoudi, 2010).

Gros intestin : c'est la partie terminale du td. Il fait suite au jéjuno-iléon et se termine à l'anus par le rectum, du point de vue topographique le gros intestin est divisé en deux partie : le colon et le rectum (Hammoudi, 2010).

Foie et voies biliaires

A- Foie : c'est un organe glandulaire, la plus volumineuse glande digestive de l'organisme. Il participe à l'activité métabolique des glucides, des lipides et des protides. Il sécrète la bile qui joue un rôle dans la digestion des graisses. Il reçoit le sang du td par la veine porte (Hammoudi, 2010).

B- Voies biliaires : elles constituent l'appareil excréteur de la bile; elles sont divisées en voies biliaires intra-hépatiques et voies biliaires extra-hépatique (Hammoudi, 2010).

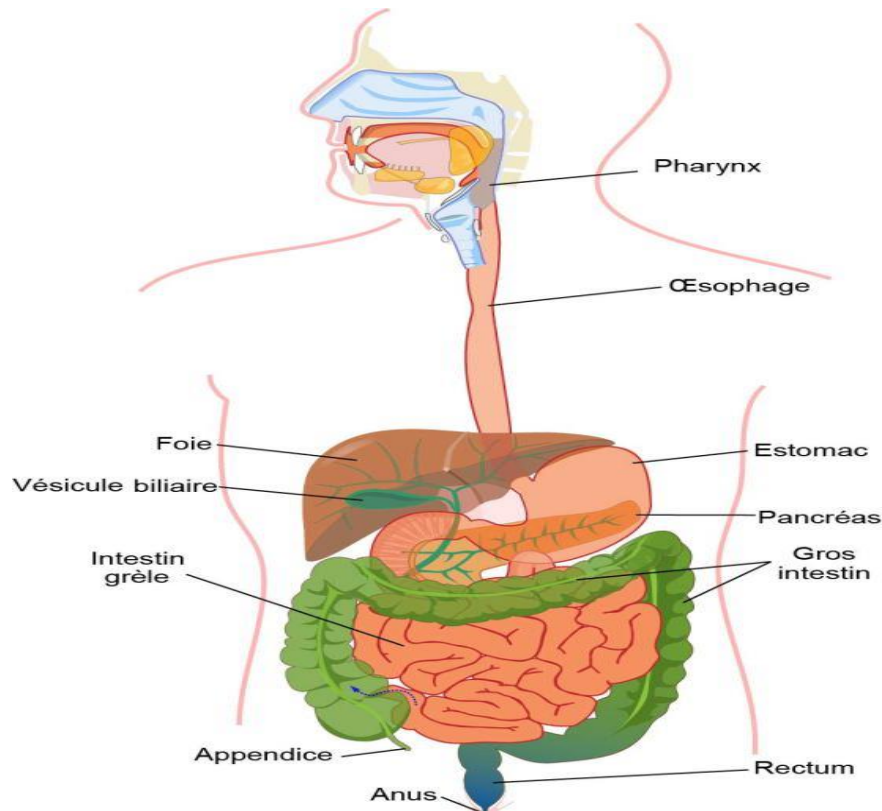


Figure 1. Anatomie du système digestif humain
(https://sa.maxime-cruzel.fr/sa_cap/co/appareil_digestif.html)

2.2. Organes digestifs annexés

Les organes digestifs annexés sont : les dents, la langue, les glandes salivaires (Hammoudi, 2010).

3. Historique

La plupart des maladies parasitaires étaient connues depuis l'antiquité, mais les agents pathogènes n'ont été identifiés que lentement au cours du moyen âge et des temps modernes (Hoeppli, 1961).

La parasitologie telle qu'on la conçoit actuellement était pourtant née vers le milieu du XVII^e siècle avec Francesco Redi, qui étudia le développement des mouches, découvrit que les ascaris pondaient des œufs, et qu'à l'état adulte ils comprenaient des individus mâles et des femelles. En 1379, Jehan de Brie signale la présence des douves dans le foie des ruminants, ensuite en 1771, la première description du ver trichocéphale a été faite par Linné.

Les découvertes se sont multipliées en 1851, Theodor Bilharz découvre *Schistosoma haematobium* dans les veines mésentériques d'un égyptien ainsi que de l'espèce *Hymenolepis nana* dans l'intestin grêle d'un enfant égyptien et en 1880, Charles-Louis-Alphonse Laveran découvre le parasite responsable du paludisme en Algérie qui lui a valu le Prix Nobel, et en 1907, *Cryptosporidium* sp a été découvert par Tyzzer chez la souris. En 1859, Lambelet décrit la maladie l'amœbose d'une protozoose cosmopolite à très large prédominance tropicale (90 %) du fait des conditions climatiques et d'hygiène défavorables.

4. Etude des parasites digestifs chez l'homme

Les protozoaires digestifs pathogènes, en particulier *G. duodenalis*, *Cryptosporidium* sp. Et *Entamoeba histolytica*, provoquent des maladies invalidantes, voire mortelles. Transmis par des kystes, ils peuvent être contrôlés par le traitement de l'eau de boisson et le lavage des aliments et des crudités (Hamphil et al., 2019)

L'amibiase, la plus mortelle des trois, est également la plus difficile à traiter. Dans ce domaine, le développement de la chimiothérapie et de la vaccination sera l'un des plus grands défis de la prophylaxie parasitaire. Un autre domaine d'investigation intéressant serait l'influence de la giardiase, de la cryptosporidiose et de l'infection par l'amibe non envahissante sur l'absorption gastro-intestinale des nutriments, la microflore et le système immunitaire (Hamphil et al., 2019).

5. classification des parasites digestifs chez l'homme

Comme tous les êtres vivants sont classés selon un certain nombre de critères morphologiques, physiologiques et comportementaux, immunologiques, biochimiques et génomique. La classification est celle proposé par Linnée en 1758 est suit un ordre bien défini par l'identification de critères morphologique propre à chaque étape de la nomenclature zoologique : Embranchement, Classe, Ordre et espèce (Hadj Mohammed et Mohammedi, 2017).

❖ Embranchement des Protozoaires

Ce sont des organismes unicellulaires doués de mouvements. Selon les cas ils se déplacent grâce à des pseudopodes (amibes), flagelles (flagellés), membrane ondulante ou des cils (ciliés), ou bien immobiles (coccidies). Ils se présentent sous une forme végétative, asexuée ou à potentiel sexué,

mobile et capable de se diviser, ou bien sous forme enkystée, intra ou extracellulaire (Abdoune et al., 2018). Le tableau 1 monte la classification des différents protozoaires digestifs chez l'homme.

❖ **Embranchement des Métazoaires**

Il regroupe des êtres pluricellulaires avec deux sous embranchement, selon la morphologie (Tableau 2).

Tableau 1. Classification des parasites digestifs appartenant à l'embranchement des protozoaires (Abdoune et al., 2018).

	Classes	Espèces
Protozoaires digestifs	Amibes (Rhizopodes)	- <i>Entamoeba histolytica</i> - <i>Entamoeba coli</i> - <i>Entamoeba polecki</i> - <i>Entamoeba hartmanii</i> - <i>Endolimax nanus</i> - <i>Pseudolimax butshlii</i>
	Flagellés.	- <i>Giardia intestinalis</i> - <i>Trichomonas intestinalis</i> - <i>Chilomastix mesnili</i> - <i>Retortamonas</i> (<i>Embadomonas</i>) <i>intestinalis</i> - <i>Enteromonas hominis</i>
	Ciliés.	- <i>Balantidium coli</i>
	Blastocystea.	- <i>Blastocystis hominis</i>
	Sporozoaires.	- <i>Isospora belli</i> - <i>Cryptosporidium</i> sp - <i>Microsporidium</i> sp - <i>Cyclospora cayetanensis</i>

Tableau 2. Classification des parasites digestifs appartenant à l'embranchement des métazoaires (Bourée, 2008).

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

1. Rhizopodes

1.1 Amibiases dues aux amibes

L'amibiase est la troisième cause de mortalité due à une maladie parasitaire dans le monde. Bien que le principal agent étiologique de l'amibiase soit le parasite humain obligatoire *Entamoeba histolytica*, elle est particulièrement répandue dans les zones où les conditions sanitaires sont mauvaises, et les personnes vivant dans ces conditions sont les plus fréquemment touchées (Wilson et al., 2019).

Les amibes sont des organismes eucaryotes unicellulaires dépourvus de mitochondrie classé habituellement chez les protistes, se déplaçant à l'aide de pseudopodes (prolongement du cytoplasme de l'amibe) et appartenant à la classe des Rhizopodes (Mortimer et al., 2010).

1.1.1 Amibe pathogène

Entamoeba histolytica histolytica c'est un protozoaire parasite pathogène anaérobie responsable de cette infection (Narumol et al., 2019). Elle existe sous deux formes. La forme végétative à *E. h. minuta* non pathogène qui évolue vers la forme à *E. h. histolytica* pathogène, et une forme kystique (Guesmi et Messika, 2018).

1.1.1.1 Morphologie

- ***E. h. minuta***

C'est la forme non pathogène, mesure 6 à 20 µm de diamètre. Son noyau est identique à celui d'*E. h. histolytica* alors que le cytoplasme ne contient pas des hématies et on peut toujours différencier entre l'ectoplasme et l'endoplasme (Hadj Mohammed et Mohammedi, 2017).

- ***E. h. histolytica***

La figure 2 montre les différents stades parasitaires d'*E. h. histolytica*. C'est la forme hématophage, mesure 20 à 40 µm de diamètre. Le cytoplasme est finement granuleux, mais on peut différencier entre l'ectoplasme et l'endoplasme, il contient des hématies plus ou moins digérées, le noyau est excentrique avec une chromatine périphérique fine régulièrement répartie avec un caryosome central (Hadj Mohammed et Mohammedi, 2017).

- **Forme kystique**

Le kyste éliminé dans les selles est la forme de résistance et de dissémination. Ce kyste mesure 12 à 15 µm de diamètre, de forme plus souvent arrondie qu'ovale avec un cytoplasme granuleux pouvant contenir un à quatre noyaux (Ndiaye et al., 2017).

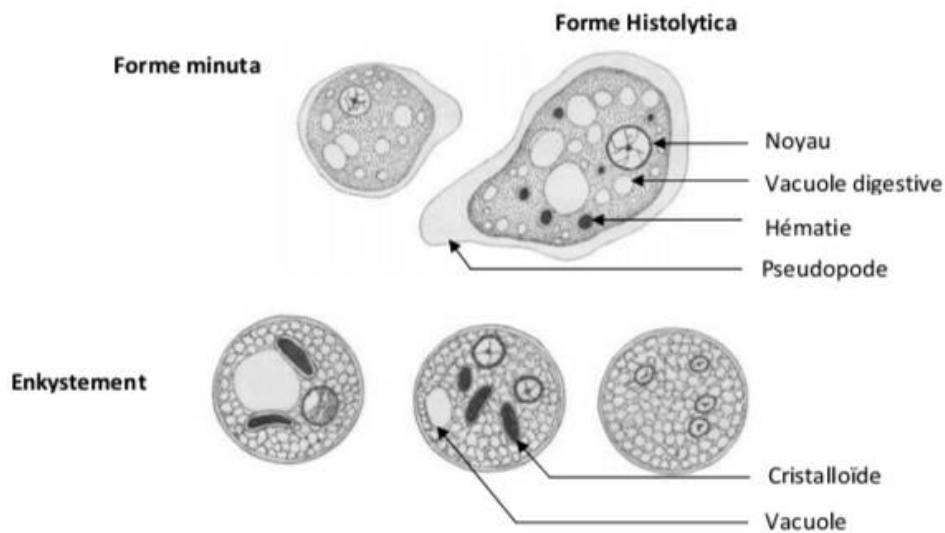


Figure 2. Morphologie du trophozoïtes et kyste d'*Entamoeba histolytica*(Benouis, 2012)

1.1.1.2 Cycle biologique

Le cycle biologique parasitaire de l'amibe est prolifique et présente un caractère résistant. Au cours d'une alimentation contaminée, le kyste ingéré perd sa coque dans l'intestin, se transforme en une masse plasmodiale évoluant en 8 amœbules qui deviennent des amibes (*E. h. minuta* non hématophage) et vivent en saprophyte dans le côlon. Dans le td, l'amibe redonne des kystes qui sont éliminés dans le milieu extérieur, réalisant ainsi le cycle non pathogène (figure 3).

Dans certaines conditions, *E. h. minuta* se transforme en *E. h. histolytica* hématophage qui exprime un pouvoir pathogène et devient agressive pour la muqueuse intestinale qu'elle envahit (figure 3). Les trophozoïtes adhèrent à la muqueuse colique par l'intermédiaire de lectines et libèrent des enzymes pour l'épithélium intestinal (Ndiaye et al, 2017).

Au cours de cette invasion intestinale, les trophozoïtes provoquent la formation d'ulcères. Les trophozoïtes pénètrent dans le flux sanguin pour atteindre d'autres organes et provoque des abcès, le plus souvent dans le foie, et rarement dans les poumons et le cerveau (figure 3) (Narumol Khomkhum et al., 2019).

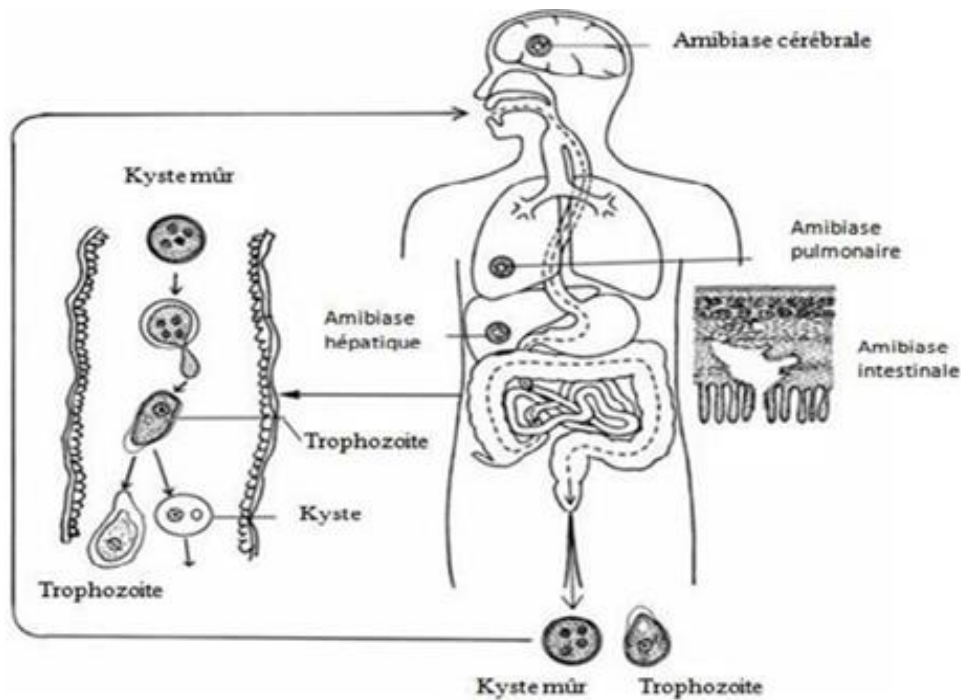


Figure 3. Cycle biologique d'*Entamoeba histolytica* (Dani et Saib, 2017).

1.1.1.3 Clinique

Les formes asymptomatiques représentent 90% des cas cliniques des amibiases humaines.

❖ Amibiase intestinale

- ✓ Amibiase intestinale aigüe+++
- ✓ Amoebome
- ✓ Colite chronique post amibienne

❖ Amibiase extra-intestinale

- ✓ Amibiase hépatique+++
- ✓ Amibiase pleuropulmonaire
- ✓ autres ; SNC, rate, peau...etc (Delma, 2016).

Amibiase intestinale

1 -Amibiase intestinale aigüe

Elle s'agit du syndrome dysentérique propre qui se manifeste par des signes cliniques qui sont caractérisés par des douleurs abdominales violentes, des selles nombreuses 8 à 15 fois par jour a fécales faite de glaires sanglantes appelées crachats rectaux, pendant quelques semaines. L'état général est conservé avec l'absence de fièvre (Delma, 2016). Cette forme peut être compliquée par des hémorragies intestinales, des perforations intestinales avec risque de péritonites, due à l'action nécrosante de l'amibe. Les occlusions intestinales dues à l'inflammation (Delma, 2016).

2- Amoebome

Tumeur inflammatoire caecale ou recto-sigmoïdienne pouvant mimé un cancer colique dont la biopsie, lors d'une coloscopie, montre des amibes au sein d'un tissu granulomateux. La sérologie amibienne est positive (Pichard et al., 2002).

3- Colite chronique poste-amibienne

Secondaire à la répétition des épisodes d'amibiase intestinale aiguë qui est parfois responsable de l'apparition de troubles digestifs causés par l'accumulation des lésions cicatricielles de la muqueuse colique.

- ✓ Des douleurs intermittentes
- ✓ Des troubles du transit d'alternance de diarrhée et d'anorexie (Delma, 2016).

Amibiase extra-intestinale

1- Amibiase hépatique aiguë

Abcès du foie non précédé par une symptomatologie colique, hépatomégalie possible difficile à affirmer en raison de la douleur qui gêne l'examen clinique (Guillaume, 2007).

2- Amibiase pleuropulmonaire

Il s'agit le plus souvent de pleurésies séro-fibrineuse ou séro-hématique (Guillaume, 2007).

1.1.1.4 Prophylaxie

A. Prophylaxie général

- ✓ Traiter les réservoirs malades et porteurs sains.
- ✓ Stériliser les selles par l'eau de javel ou par l'incinération (lutte contre la pollution fécale).
- ✓ Installation d'un réseau d'eau potable surveillé (Institut Pasteur d'Algérie, 2012).

B. Prophylaxie individuelle

- ✓ Bien laver les aliments.
- ✓ Faire bouillir l'eau.
- ✓ Bien se laver les mains surtout (brossage) (Institut Pasteur, 2012).

1.1.2 Amibes non pathogènes

1.1.2.1 *Entamoeba coli*

Elle est cosmopolite et l'une des amibes les plus fréquemment observées dans les selles (Bouragba et al., 2017).

- **Forme végétative**

E.coli est la plus grosse des amibes du colon. Son diamètre varie de 15 à 30 voire 40µm (figure 4). Elle bouge assez peu, ses pseudopodes sont courts à base large, assez clairs et différents par leurs réfringence de l'endoplasme granuleux contenant souvent de grosses vacuoles digestives (Rousset,

1993). Le noyau à chromatine périphérique épaisse et irrégulière présente un caryosome assez gros et souvent excentré (Bouragba et al., 2017).

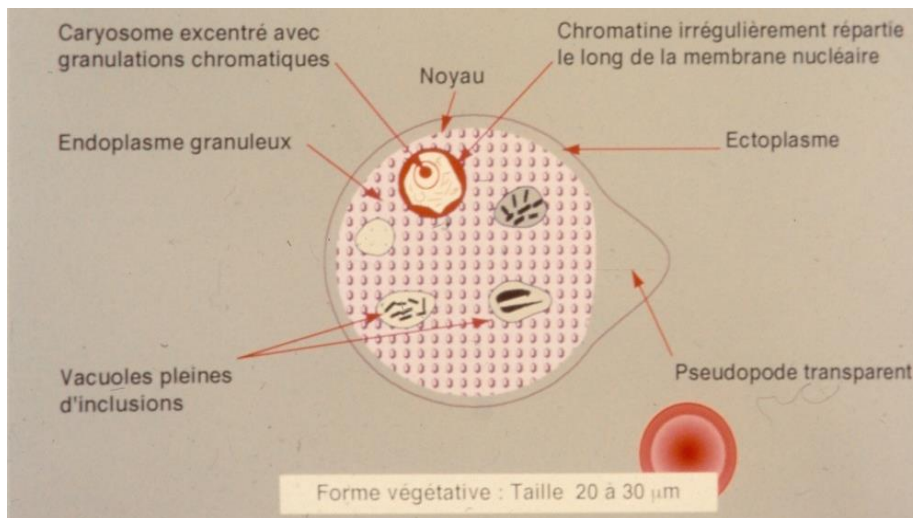


Figure 4. Morphologie du trophozoïte d'*Entamoeba coli* (Deluol, 2007).

- **Forme Kystique**

Le kyste d'*E.coli* est le plus souvent sphérique mais il n'est pas rare qu'il soit ovoïde voire moins régulier. Il mesure de 14 à 20 µm de diamètre mais on observe parfois des kystes nains de 13 µm et des kystes géants de 30µm (figure 5). La paroi des kystes est épaisse, très nette, rendant le kyste facile à repérer à un grossissement moyen (Rousset, 1993). Le kyste murs contient en général 8 noyaux visibles à frais sans coloration (Rousset, 1993).

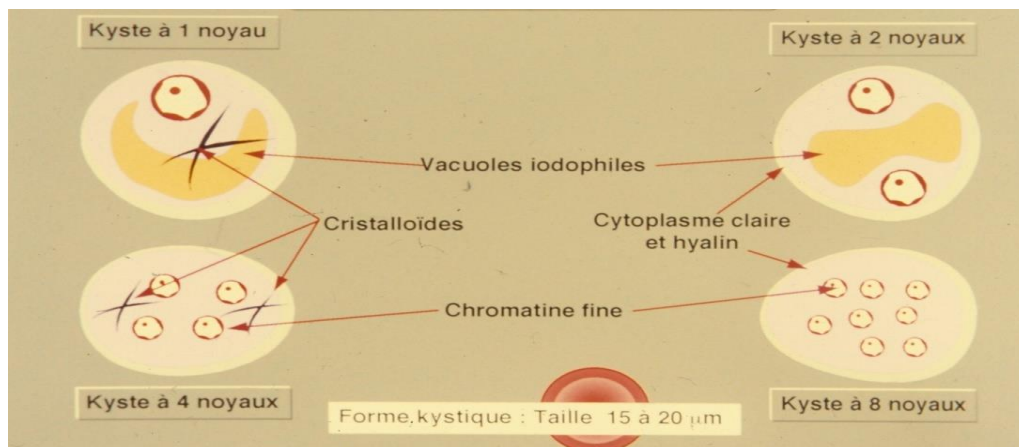


Figure 5. Morphologie du kyste d'*Entamoeba coli* (Deluol, 2007).

1.1.2.2. *Endolimax nanus*

- **Forme végétative**

Elle est de petite taille de 5 à 8 µm. Elle émet de nombreux pseudopodes clairs et arrondis pour se déplacer (figure 6). Le cytoplasme contient de nombreuses petites vacuoles. Le noyau invisible à l'état frais, visible après coloration et montre une membrane nucléaire épaisse avec un gros caryosome de taille, de forme et de localisation variables (Bouragba et al., 2017).

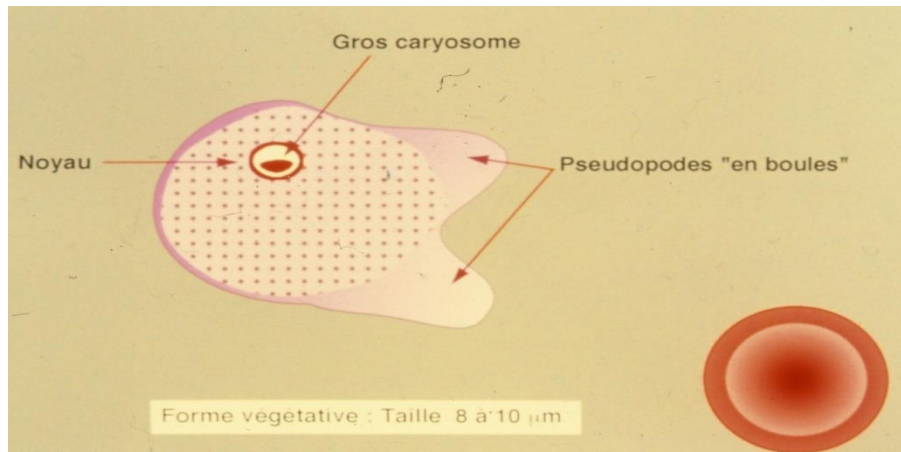


Figure 6. Morphologie du trophozoïte d'*Endolimax nanus* (Deluol, 2007).

- **Forme kystique**

Les kystes d'*E. nanus* ont une forme ovale ou arrondie, d'une taille variable de 3 à 7 µm et une coque externe mince et peu réfringente (figure 7). A l'état frais, les noyaux apparaissent sous forme de grains réfringents à l'intérieur d'un cytoplasme hyalin dépourvu de vacuoles et de cristaux. Les kystes mûrs ont quatre noyaux regroupés par deux aux extrémités. C'est le plus petit kyste d'amibe (Bouragba et al., 2017).

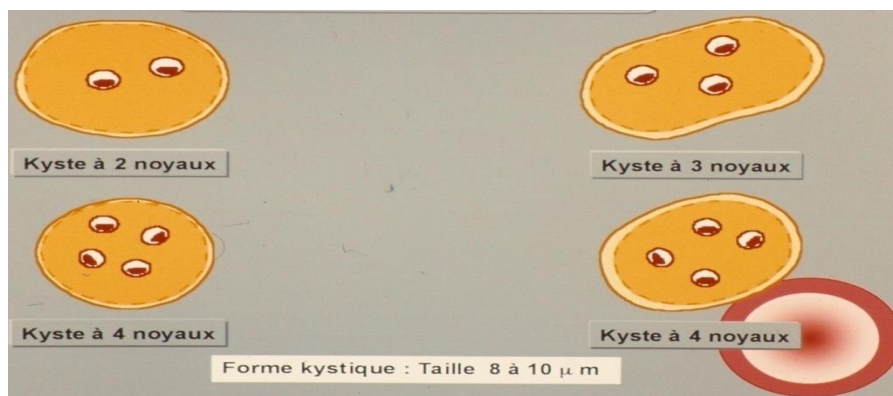


Figure 7. Morphologie du kyste d'*Endolimax nanus* (<https://devsante.org/articles/reconnaitre-les-protozoaires-dans-les-selles>).

1.1.2.3 *Pseudolimax butschlii*

- **Forme végétative**

Les formes végétatives mesurent de 8 à 15 µm. Elles émettent un long pseudopode en doigt de gant puis de nombreux pseudopodes larges et courts. Le cytoplasme contient de nombreuses vacuoles, qui sont invisibles chez les amibes vivantes, le noyau est constitué par un gros caryosome réfringent plus ou moins excentré (figure 8). La membrane nucléaire très mince n'est pas colorée (Bouragba et al., 2017).

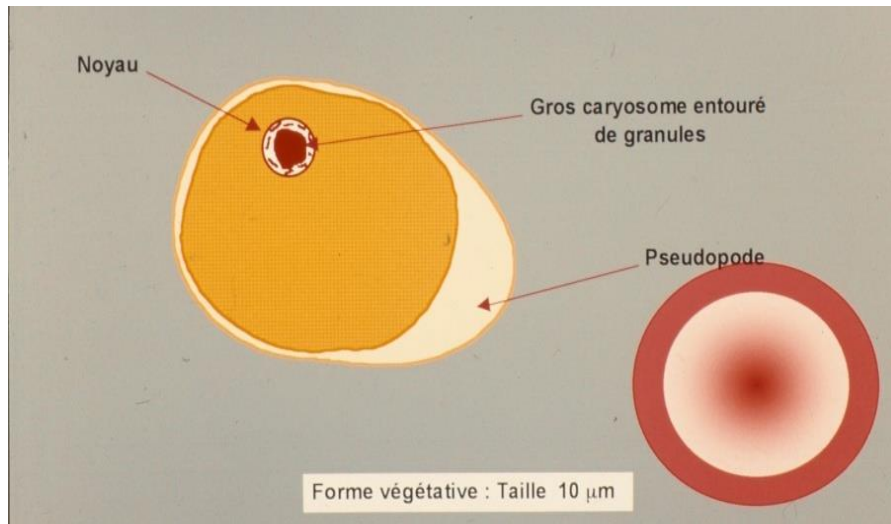


Figure 8. Morphologie du trophozoite de *Pseudolimax butshili* (Deluol, 2007).

- **Forme kystique**

Les kystes mesurent 8 à 15 μm et ont une forme très variable (figure 9). Leur contour est épais, net et réfringent. Ils possèdent un seul noyau et toujours une vacuole plus ou moins grande qui se colore toujours en brun au Lugol (Bouragba et al., 2017).

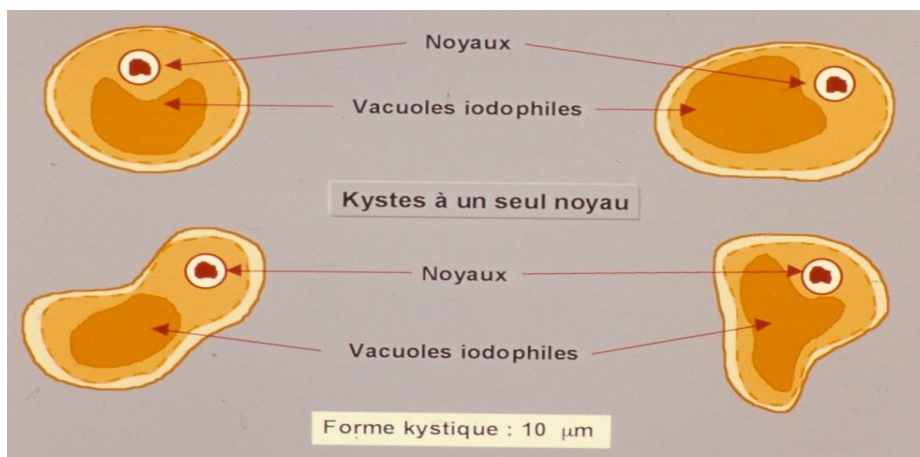


Figure 9. Morphologie du kyste de *Pseudolimax butshili* (Deluol, 2007).

2. Flagellés

2.1 Giardiose due à *Giardia duodenalis*

La Giardiose est l'infection parasitaire de l'intestin humain d'origine hydrique la plus courante dans le monde. L'agent étiologique, *G. duodenalis*, est un protozoaire parasite flagellé et binucléé qui infecte un large éventail de mammifères (Halliez et Buret, 2013), responsables d'infections aiguës ou chroniques (Wang et al., 2019).

La Giardiose humaine est cosmopolite (Halliez et Buret, 2013). On estime que 280 millions de personnes sont infectées par *G. duodenalis* chaque année. Les taux d'infection humaine sont généralement élevés dans les pays en développement (Wang et al., 2019).

2.2 Morphologie

• **Forme végétative**

Les trophozoïtes mesurent de 10 à 20 μm de long, sont aplatis avec une extrémité antérieure large, et sont mobiles (figure 10). La face dorsale est convexe, la face ventrale est concave (Anofel, 2014). Le disque ventral permet au trophozoïte de se fixer sur la paroi intestinale (Guillaume, 2007).

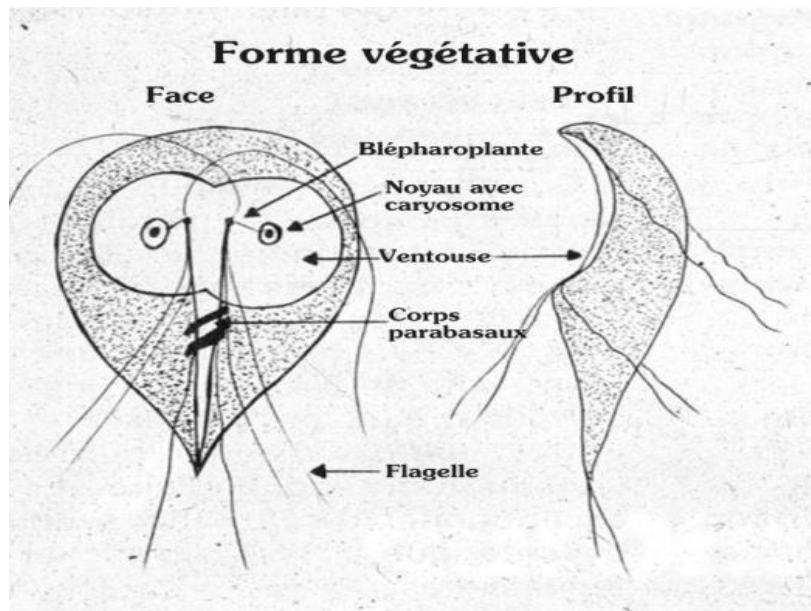


Figure 10. Morphologie du trophozoïte de *Giardia duodenalis* (<https://devsante.org/articles/diagnostic-des-protozooses-intestinales>).

Les trophozoïtes possèdent deux noyaux morphologiquement identiques. Les deux noyaux sont situés de part et d'autre de la ligne médiane, dans la partie antérieure du parasite. Quatre paires de flagelles sont réparties sur chaque face et assurent la mobilité (ANOFEL, 2014).

- ✓ 2 flagelles antéro-latéraux, prenant leur origine devant les noyaux et sortant par la face dorsale.
- ✓ 2 flagelles postéro-latéraux, prenant leur origine entre les noyaux et sortant par la face ventrale.
- ✓ 2 flagelles caudaux, prenant leur origine entre les noyaux et sortant par la face ventrale à l'extrémité postérieure du parasite.
- ✓ 2 flagelles ventraux épais, au fond du sillon formé par la concavité de la face ventrale.

• **Forme kystique**

La figure 11 mis en exergue le kyste de *Giardia* et les différentes structures internes. Le kyste, de 8 à 10 μm de diamètre, est ovale avec des noyaux dans la partie antérieure et constitue la forme de résistance, c'est la forme la plus souvent rencontrée à l'examen microscopique des selles (Anofel, 2014). Les flagelles réunis en mèches dessinent une sorte de S souple au milieu du kyste dans le sens de la longueur (Rousset, 1993). La paroi épaisse (0,3 à 0,5 μm) donne un aspect de double

membrane. L'enkystement se fait après la réplication du parasite, le kyste contient donc 4 noyaux. Cet enkystement se fait dans le jéjunum, probablement sous l'action des sucs biliaires (Anofel, 2014).



Figure 11. Morphologie du kyste de *Giardia duodenalis* (Benouis, 2012).

2.3 Cycle biologique

Le cycle biologique de *Giardia* est simple et ne comporte que 2 étapes (figure12); le kyste et le trophozoïte. Lorsque les stades infectieux (kystes) sont ingérés par l'hôte, ils s'excystent dans le duodénum, libérant 2 trophozoïtes. Les trophozoïtes ne sont pas invasifs et subissent une division mitotique répétée sur la surface de la muqueuse de l'intestin grêle. Plus tard, en réponse au sel biliaire et à d'autres conditions présentes dans l'intestin, les trophozoïtes se développent en kystes (la forme résistante à l'environnement) qui sont excrétés dans les selles (Santin, 2020). La transmission est fécale-orale et se fait par contact direct avec des personnes infectées ou des animaux et indirectement par l'ingestion d'eau ou d'aliments contaminés par des kystes (Santin, 2020).

2.4 Clinique

Les infections à *Giardia* ont tendance à s'auto-limiter chez les personnes dont le système immunitaire est compétent. Les personnes immunodéprimées courent un risque accru de développer une giardiose chronique. Cette dernière est également fréquente chez les personnes immunocompétentes qui contractent le parasite pour la première fois.

Dans la majorité des infections à *Giardia*, les symptômes comprennent généralement des diarrhées, des ballonnements, des douleurs abdominales, des nausées et des vomissements. Ces symptômes peuvent également être associés à l'anorexie et l'incapacité à prospérer. En effet, les infections à *Giardia* peuvent avoir des effets néfastes sur le poids corporel des humains. Bien que la majorité des individus ne présentent pas de signes d'inflammation intestinale, un rare sous-ensemble de patients chroniquement infectés peut développer une "inflammation duodénale microscopique". Bien que ces patients puissent continuer à avoir des diarrhées, des rapports suggèrent que certains individus peuvent devenir constipés (Cotton et al., 2011).

2.5 Prophylaxie

Il existe plusieurs moyens efficaces afin d'éviter de contacter ou de transmettre cette infection.

1. L'eau de boisson non contrôlée peut être une source d'infection dans toutes les zones géographiques (Anofel, 2014).
2. Lavez bien vos mains à l'eau et au savon avant et après les repas, la préparation des aliments, le changement des couches et après avoir été aux toilettes (Zekri et Merrouche, 2018).
3. Evitez d'avaler de l'eau lorsque vous nager dans les piscines publiques ou les lacs (Zekri et Merrouche, 2018).

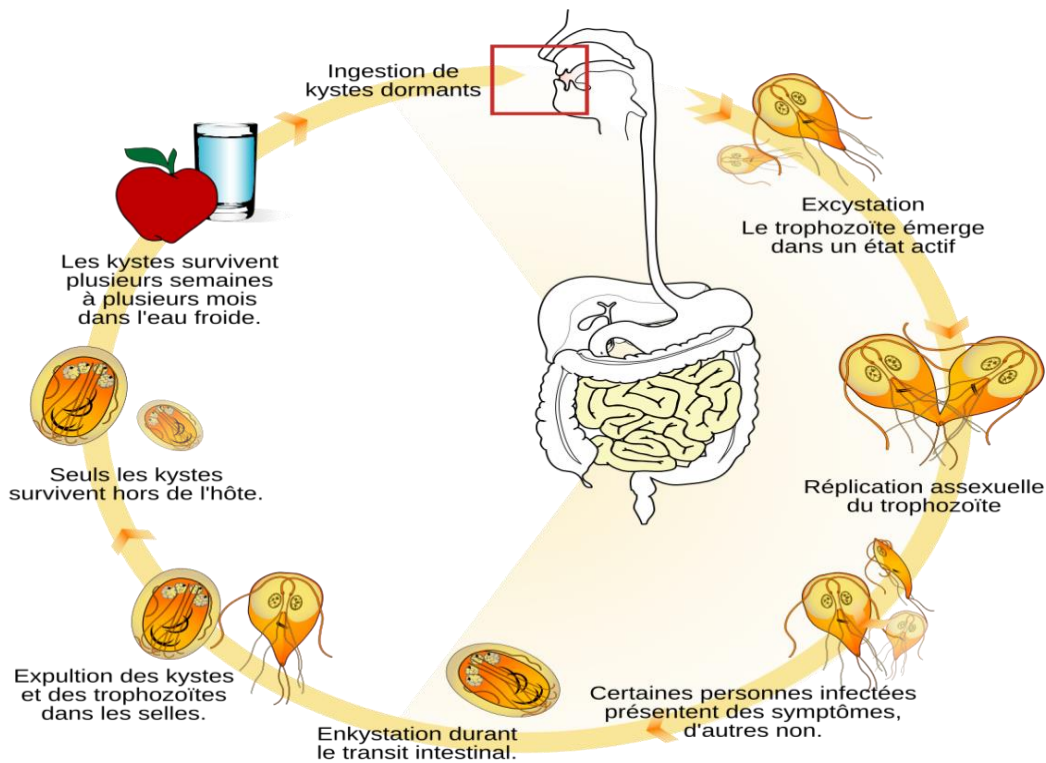


Figure 12. Cycle biologique de *Giardia duodenalis*,
(https://fr.wikipedia.org/wiki/Fichier:Giardia_life_cycle_fr.svg).

3. Blastocyste

Blastocystis sp

Blastocystis est un protozoaire cosmopolite qui vit au niveau du colon. Considéré au départ comme un champignon, actuellement, il est classé parmi les protozoaires (Bouragba et al., 2017). Il se multiplie par division binaire et se présente au cours de son cycle sous plusieurs formes.

3.1 Morphologie

- **Forme vacuolaire**

C'est la forme la plus fréquemment rencontrée *in vitro* et dans les selles. Sa taille varie en moyenne entre 4 et 15 μm (figure 13). Les échantillons de selles fraîches contiennent la forme vacuolaire ou

sa plus petite taille soit environ 5µm (Lorgeril, 2011). C'est une cellule typiquement ronde avec une large vacuole centrale qui occupe 90% du volume de la cellule. La vacuole centrale contient de fines granules (Lorgeril, 2011). Le cytoplasme constitue une fine bordure entourant la vacuole centrale. Il contient un noyau périphérique, difficilement observable (Lorgeril, 2011). La membrane cytoplasmique de la cellule est entourée d'une fine couche fibrillaire qui constitue le manteau de surface (Lorgeril, 2011).

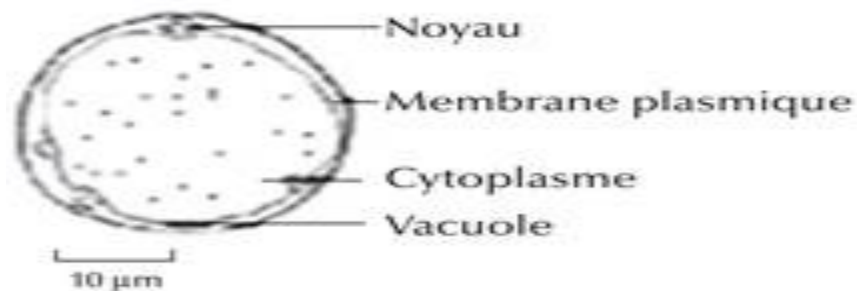


Figure 13. Forme vacuolaire de *Blastocystis sp* (Ageegah et al., 2017).

- **Forme granulaire**

La forme granulaire présente beaucoup de similitudes morphologiques avec la forme vacuolaire, telles que la taille et la forme sphérique (figure 14). La forme granulaire comporte en plus un grand nombre de granules cytoplasmiques et vacuolaires d'où elle tire son nom (Lorgeril, 2011). Cette forme est plus souvent rencontrée chez les sujets asymptomatiques que chez les sujets symptomatiques (Lorgeril, 2011).

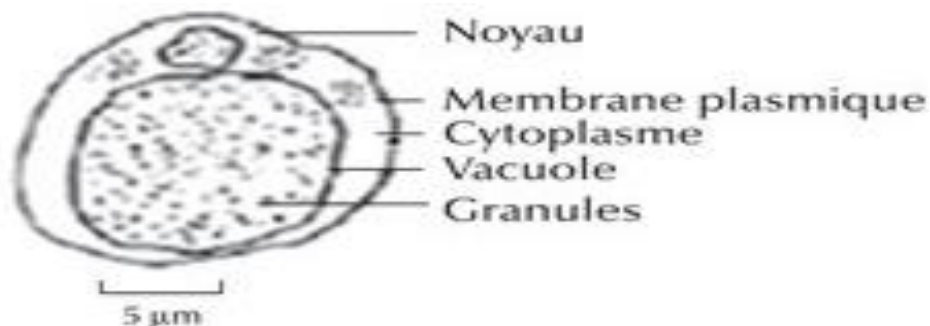


Figure 14. Forme granulaire de *Blastocystis sp* (Ageegah et al., 2017).

- **Forme amiboïde**

La forme amiboïde serait une forme intermédiaire entre la forme vacuolaire et le kyste, qui ingère par phagocytose les bactéries et débris cellulaires afin de fournir la nutrition nécessaire à l'enkystement (Lorgeril, 2011). Elle est de petite taille qui varie entre 2,6 et 7,8 µm, irrégulière avec un noyau central prédominant et de multiples extensions périphériques appelées pseudopodes et avec une vacuole centrale (figure 15).

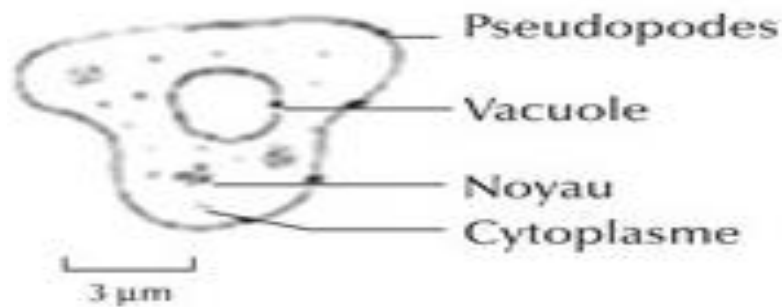


Figure 15. Forme amiboïde de *Blastocystis sp* (Ageegah et al., 2017)

- **Forme kystique**

Les kystes fécaux sont sphériques à ovoïdes et sont protégés par une épaisse paroi composée de plusieurs couches. La paroi est elle aussi entourée d'une couche fibrillaire que le kyste perd à maturité (figure 16). Mesurant entre 3 et 6 µm, les kystes sont de plus petite taille que les autres formes citées précédemment. Le cytoplasme contient un à quatre noyaux selon le stade de développement du kyste, de multiples vacuoles (Lorgeril, 2011).

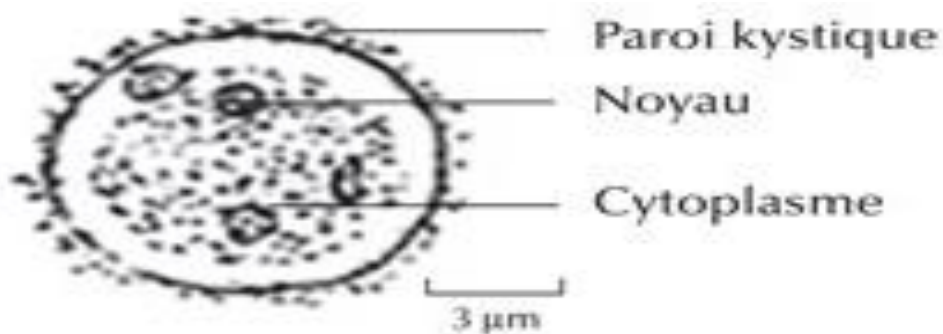


Figure 16. Forme kystique de *Blastocystis sp* (Ageegah et al., 2017).

3.2 Cycle biologique

La figure 17 montre les différentes étapes du cycle biologique de *B. sp*. L'Homme ainsi que les autres hôtes s'infestent par ingestion des kystes avec l'eau de boissons et les aliments souillés, un dékystement se produit libérant les formes vacuolaires dans le colon. Ces dernières se multiplient par division binaire et deviennent soit directement kystes intermédiaires éliminés avec le bol fécal dans le milieu extérieur ou ils deviennent matures ou bien se différencient en formes amiboïdes ou granuleuses pouvant aussi évoluer en forme kystique (Benouis, 2012).

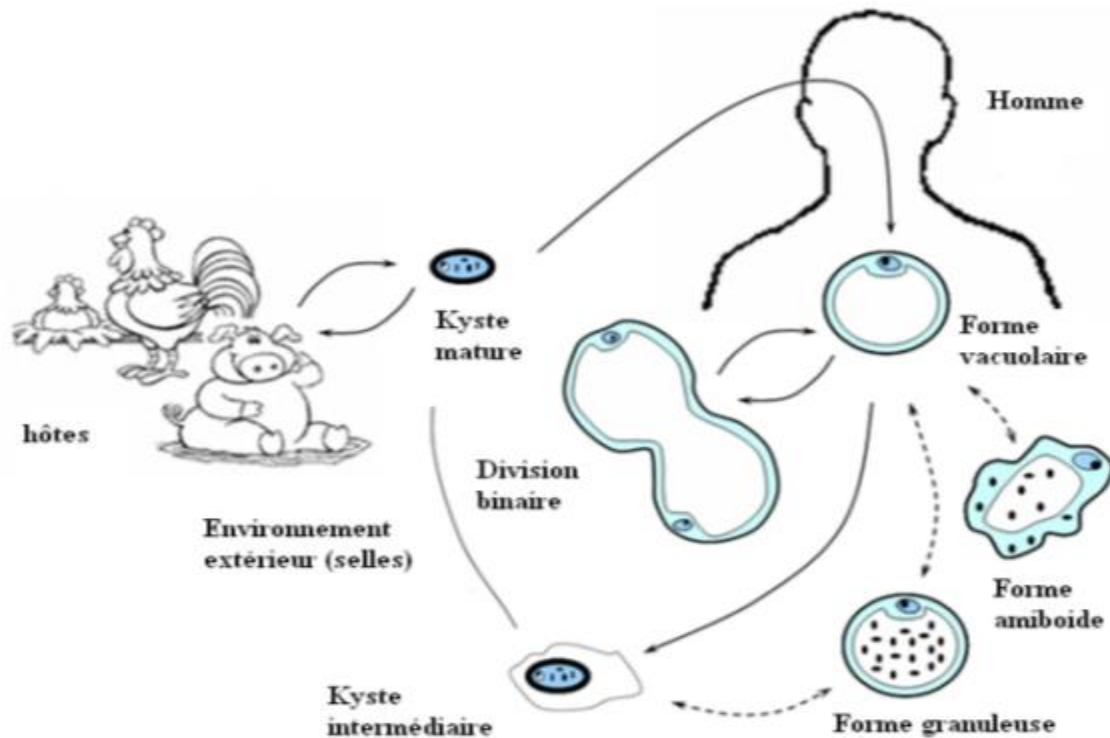


Figure 17. Cycle biologique de *Blastocystis* sp (Benouis, 2012).

3.3 Clinique

En effet on parle de Blastocystose lorsque l'examen parasitologique des selles révèle la présence du parasite avec un nombre supérieur à 5 et le malade présente les signes cliniques suivants : diarrhée parfois sanglante qui est le signe prédominant, nausées, vomissements, douleurs abdominales et flatulence (émission de gaz intestinal par l'anus), colites et altération de l'état général. Hormis les symptômes digestifs, d'autres peuvent apparaître tel que : céphalée, fièvre, vertige, troubles du sommeil etc. et aussi été associés à des manifestations cutanées (Benouis, 2012).

3.4 Prophylaxie

La prévention de *Blastocystis. sp* : Ne pas consommé le lait non pasteurisé ou de la crème glacée, de la nourriture auprès des vendeurs et des fruits comme les raisins et des salades crues. Mangez des fruits que vous pouvez peler comme les bananes et les oranges. Ne buvez pas l'eau du robinet et garder la bouche fermée lors de la douche. Utiliser de l'eau embouteillée pour boire et se brosser les dents. Lavez-vous les mains fréquemment et toujours après avoir utilisé les toilettes ou avoir changé une couche (Guessmi et Messika, 2018).

4. Sporozoaires ou coccidies

Cryptosporidium sp

Le *Cryptosporidium*, l'agent responsable de la cryptosporidiose, est un protozoaire parasite omniprésent. Il provoque des maladies gastro-intestinales chez une grande variété d'hôtes vertébrés.

Plusieurs espèces de *Cryptosporidium sp* sont connues pour être zoonotiques, les animaux étant les principaux réservoirs (Nahavandi et al., 2019).

4.1 Morphologie

- **Sporozoïtes**

Ils sont nucléés, en forme de fuseau avec $5,0\ \mu\text{m} \times 0,5\ \mu\text{m}$. Le complexe apical joue un rôle dans la motilité glissante pour accéder à la cellule cible. Le noyau se trouve au centre de la cellule. (Pumipuntu et Piratae, 2018).

- **Trophozoïtes**

Ils ont d'une taille de $1,5\text{-}2,5\ \mu\text{m}$ de diamètre (Pumipuntu et Piratae, 2018).

- **Mérontes de première génération (Schizonte I)**

Elles contiennent 8 mérozoïtes morphologiquement similaires aux sporozoïtes qui ressemblent à des bâtonnets $0,4\ \mu\text{m} \times 1,0\ \mu\text{m}$ (Pumipuntu et Piratae, 2018).

- **Mérontes de la deuxième génération (Schizonte II)**

Elles ont une forme moins uniforme, légèrement plus grands et moins actifs que les mérozoïtes libérés par les mérontes de type I (Pumipuntu et Piratae, 2018).

- **Microgamonts**

Elles produisent seize microgamètes qui sont en forme de bâtonnet, non flagellés et $1,4\ \mu\text{m} \times 0,5\ \mu\text{m}$ (Pumipuntu et Piratae, 2018).

- **Macrogamonts**

Elles sont unicellulaire adjacent, avec une structure sphérique à ovale de 4 à 6 μm de diamètre avec un gros noyau central (Pumipuntu et Piratae, 2018).

- **Oocystes**

Les oocystes typiques sont presque sphériques et de petite taille environ 4-6 μm en moyenne et ont des structures internes obscures (Figure 18). La marque caractéristique de la maturité est le développement de sporozoïtes. Les oocystes contiennent quatre sporozoïtes mais aucun sporocyste. (Pumipuntu et Piratae, 2018).

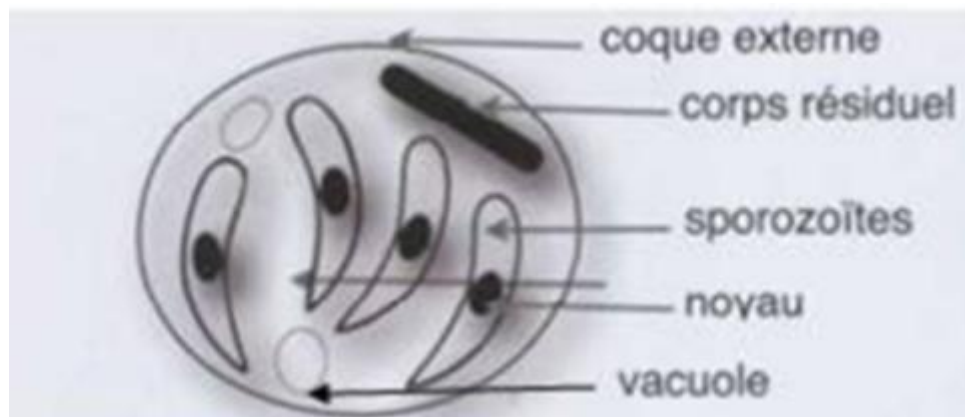


Figure 18. Morphologie de l'oocyste de *Cryptosporidium sp* (Benouis, 2012)

4.2 Cycle Biologique

La Figure 19 montre les différentes étapes du cycle biologique de *Cryptosporidium sp*. Les *Cryptosporidie* ont un cycle de vie monoxène. Les formes infectieuses s'attachent aux surfaces apicales et s'internalisent dans un compartiment intracellulaire mais extracytoplasmique séparé du cytoplasme par une couche dense (Bouzig et al., 2013). Le cycle de vie établi commence par l'ingestion des oocystes sporulés par l'hôte sensible ; les oocystes subissent une excystation et libèrent quatre sporozoïtes infectieux qui glissent sur la cellule intestinale et migrent à travers la surface des cellules hôtes et les envahissent activement (Bouzig et al., 2013). Le sporozoïte se développe en un trophozoïte sphérique, qui subit une mérogonie et forme un méronte de type I contenant huit mérozoïtes. Ces mérozoïtes sont libérés et s'attachent à nouveau à la surface d'une cellule épithéliale, où ils subissent une mérogonie une fois plus et forment soit un autre méronte de type I, soit un méronte de type II (Bouzig et al., 2013).

Un méronte de type II contient quatre mérozoïtes. Ces mérozoïtes, une fois libérés, se rattachent à nouveau à la cellule épithéliale, mais au lieu de se développer en d'autres mérontes, ils initient la gamétogonie. Les mérozoïtes individuels produisent soit des microgamontes (gamète male) soit des macrogamontes (gamète femelle). Chaque microgamonte entreprend une division nucléaire et se différencie pour former jusqu'à 16 microgamètes, qui lorsque libérés vont localiser et fertiliser un macrogamécyte unicellulaire qui se dernier a été développé à partir d'un macrogamonte (Bouzig et al., 2013).

Le produit de la fécondation, le zygote, subit deux cycles asexués de sporogonie pour produire un oocyste avec soit paroi épaisse ou paroi mince, contenant quatre sporozoïtes (Bouzig et al., 2013). Les oocystes à paroi épaisse sont libérés dans la lumière de l'intestin, sont excrétés dans les selles et sont immédiatement infectieux, ce qui permet la propagation de l'infection à d'autres hôtes sensibles (Bouzig et al., 2013).

En outre, contrairement aux autres parasites appartenant au même ordre, Eucoccidiorida, le *Cryptosporidium sp* est capable d'auto-infection chez l'hôte (Bouzig et al., 2013). L'auto-infection se produit à travers les oocystes à paroi mince, qui s'excystent une fois qu'ils sont séparés de l'épithélium, et le cycle recommence (Bouzig et al., 2013). L'auto-infection et le recyclage des mérontes de type I expliquent les infections chroniques persistantes (Bouzig et al., 2013).

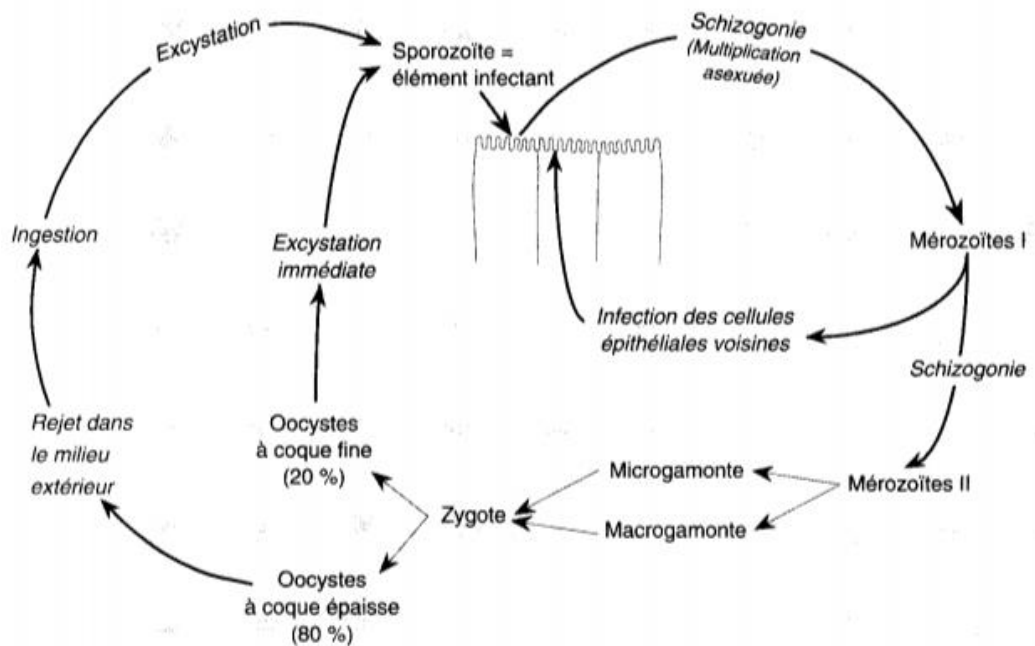


Figure 19. Cycle biologique de *Cryptosporidium sp* (Muriel, 1992).

4.3 Clinique

La diarrhée aqueuse est le principal syndrome clinique, souvent grave, avec une déshydratation, généralement non sanglante, et parfois accompagnée de vomissements (Mmbaga et al., 2017). La diarrhée est souvent prolongée ou persistante par rapport à d'autres causes responsables de diarrhées plus ou moins courtes. L'infection peut s'étendre à tout le tractus gastro-intestinal et se diffuser sur d'autres organes, y compris l'arbre biliaire et le poumon, notamment les immunodéprimés (Brady et al., 1984).

En plus de la diarrhée, une infection intestinale asymptomatique au *Cryptosporidium sp* a été associée à une mauvaise croissance chez l'enfant. L'impact et l'ampleur de cet effet font l'objet d'une étude active car l'infection intestinale asymptomatique au *Cryptosporidium sp* est beaucoup plus fréquente que la diarrhée au niveau communautaire (Mmbaga et al., 2017).

4.4 Prophylaxie

Prévenir en amont la contamination de l'eau et des aliments. Suivre les recommandations individuelles d'hygiène, en particulier pour les patients immunodéprimés et les personnes les plus exposées :

- Lavage des mains et des aliments.
- Éviter le contact avec des selles humaines.
- Éviter le contact avec des animaux susceptibles d'être contaminés.
- Être averti du risque de baignade en eaux non contrôlées.
- Éviter de boire de l'eau provenant d'une source douteuse, pouvant avoir été contaminée en amont.
- En cas de doute sur l'eau potable, boire de l'eau encapsulée.

– Recommander une hygiène renforcée aux voyageurs séjournant dans des pays à faible niveau d'hygiène (Guyot et al., 2012).

5. Diagnostic des parasites digestifs

Un examen parasitologique des selles (EPS) est un examen de routine qui comporte un examen direct à l'état frais, après coloration et après concentration (El- Hassani, 2014). Et pour le diagnostic des parasitoses digestives, le but du microscopiste est d'établir avec certitude la présence de parasites dans les selles qui vivent dans le tube digestif de l'homme de différentes formes : œufs, larves, kystes, formes végétatives, oocystes, spores...etc. (OMS, 1994).

5.1 Examen macroscopique

Cet examen visuel doit être suivi d'une homogénéisation des selles qui permet de retrouver certains parasites adultes, et comprend des méthodes quantitatives et qualitatives (Raymond, 2003, Gentilini et al., 1983). Il consiste à étudier les caractères organoleptiques : la couleur, la consistance (liquide, pâteuse, moulée...), les éléments surajoutés (mucus, glaire, sang) et la présence d'éléments nutritionnels macroscopiquement visibles et non mastiqués (Rousset, 1993).

5.2 Examen microscopique

L'examen microscopique est le temps essentiel de l'analyse. Il permet de dépister les œufs et les larves d'helminthes, les kystes et les formes végétatives d'amibes et de flagellés, les oocystes de coccidies et les spores de microsporidies (Radaody, 2007).

5.2.1 Examen direct à l'état frais

Il permet de voir la mobilité de certains parasites et donne une idée sur le degré d'infestation ou d'infection du patient. Selon la qualité des prélèvements et la consistance des selles on pratique les examens suivants :

- Examen sans dilution sur des selles liquides ou glaireuses : il est pratiqué sur des selles émises depuis moins d'1 heure.
- Examen après dilution dans l'eau physiologique (solution salée isotonique: Na CL 9‰) sur des selles moulées ou dures.
- Examen direct après dilution dans l'eau du robinet : il permet grâce à la présence de chlore dans cette eau, de lyser rapidement *Blastocystis sp*, et les forme végétative de *Pseudolimax butshlii* et de laisser intacts les kystes d'amibes ou de flagellés pathogènes (Rahmouni, 2010).

5.2.2 Examen direct après coloration

Il facilite le repérage et l'observation des éléments parasitaires, en particulier des kystes ou des formes végétatives (Radaody, 2007). Il existe plusieurs types de colorations que l'on peut inclure dans deux grands groupes : colorations immédiates et Colorations permanentes (Belkaid, 1992). Le tableau 3 montre les différents colorants utilisés pour la mise en évidence des parasites digestifs.

a. Colorations immédiates

Elles se font par dilution d'une particule de selle préalablement diluée dans de l'eau physiologique ou après concentration dans une goutte de colorant (tableau 3) (Blkaide, 1992).

b. Colorations permanentes

Elles sont parfois nécessaires pour confirmer l'identité des fv et kystiques de protozoaires et en cas de suspicion d'oocystes de *Cryptosporidium*. Ces colorations permettent de conserver le matériel de référence ou de l'envoyer à un laboratoire de référence pour un avis d'expert (OMC, 1993).

Tableau 3. Techniques de colorations en parasitologie

	Produits utilisés	intérêt	Références
Coloration immédiate	Lugol	La coloration au Lugol permet de mettre en évidence les kystes de protozoaires, elle permet de mieux visualiser certains éléments d'identification: vacuole, noyau, caryosome.	Bibirou, 2016
	Merthiolate-iode-formol (MIF)	Une coloration au MIF a été effectuée pour colorer et conserver les formes végétatives de <i>Giardia intestinalis</i> retrouvées lors de l'examen direct	Belkaide, 1992
	Bleu de méthylène	permet l'identification de formes végétatives d'amibes	OMS, 1993
	Cristal violet de Bailenger	Permet la coloration des kystes et des formes végétatives	Belkaide, 1992
Colorations permanentes	Hématoxyline ferrique	colore les noyaux des amibes ce qui permet de différencier entre les espèces	Guillaume 2007
	Alcool Poly Vinylique (APV)trichrome	Facilite l'identification des amibes	Guillaume 2007
	Noir chlorazol de Kohn	Facilite l'identification des protozoaires	Guillaume 2007
	Ziehl Neelsen modifiée par Henriksen et Poblentz	met en évidence les oocystes de <i>Cryptosporidium sp</i> et d' <i>Isospora belli</i>	Rousset, 1993

5.2.3 Examen microscopique après concentration

Si les éléments parasitaires ne sont pas présents en grand nombre dans l'échantillon des selles examiné, la préparation à l'état frais peut ne pas suffire pour déceler une infestation ou infection parasitaire. Ainsi dans la mesure du possible, on concentrera les selles. Cette concentration permettra de mettre en évidence les œufs de vers, les larves et les kystes de protozoaires mais pas

les formes végétatives des protozoaires, car ils sont en général détruits au cours du processus de concentration (OMS, 1993).

La technique de concentration s'impose lorsque l'examen de la préparation à frais est négatif en dépit de symptômes cliniques d'une infestation ou infection parasitaire présenté par le malade (OMS, 1993).

5.2.3.1 Techniques de concentration standards

Il existe deux types de concentration des éléments parasitaire. Les techniques physiques et physico-chimiques (diphasiques).

a. Techniques physiques (Monophasiques)

Le tableau 4 montre les techniques de concentration physiques. Les selles sont diluées dans un liquide dont la densité est; soit inférieure à celle du parasite, on parle d'une concentration par sédimentation ; soit supérieure à celle du parasite, on parle d'une concentration par flottation (Abdoune et al., 2018).

Tableau 4. Techniques de concentration physiques (Marijon et al., 2020)

Principe	Sédimentation	Flottaison
	Dilution dans un liquide de densité inférieure à celle des éléments parasitaires	Dilution dans un liquide de densité supérieur à celle des éléments parasitaires
Exemple	Technique de Faust et Ingalls	Technique de Willis
Préparation	- Préparer une solution hypotonique (eau glycinée 0,5% ou solution d'alcool à 90 ° diluée au 10%) ; - Diluer la selle dans la solution ; - Effectuer 3 cycles de sédimentation (1h, 45min, 30min)- décantation ; - Observer le dernier sédiment au microscope optique (x 200).	- Préparer une solution hypertonique (à base de sels alcalins ou de métaux lourds) ; - Diluer la selle au 1/10 dans la solution ; - Passer au tamis puis centrifuger ; - Observer le surnageant en surface au microscope optique (x 200).
Intérêts	- Simple, peu onéreux. - Utilisable pour la recherche d'œufs de schistosomes.	- Simple - Utilisable pour la recherche d'œufs d'Ascaris et d'Ankylostomes.
Limites	- Quantité de selles utilisées importante. - Chronophage - Inefficace pour la recherche de kystes de protozoaires.	- Peu efficace pour les œufs de douves et de schistosomes - Inefficace pour la recherche de kystes de protozoaires

b. Techniques physico-chimiques (Diphasiques) :

- Le Tableau 5 montre les techniques de concentration physico-chimiques. Les techniques les plus utilisées, Basées sur des principes de concentrations physico-chimiques :
- Physique: étape de sédimentation et de centrifugation ;
- Chimique: Utilisation de 2 phases non-miscibles créant un coefficient de partage des particules.
- Phase aqueuse (densité inférieure à celle des éléments parasitaires) : dilution des matières fécales.

- Phase organique lipophile (hydrophobe) : élimination des débris. (Marijon et al., 2020).

Tableau 5. Les techniques de concentration physico-chimiques (Abdoune et al., 2018)

Technique	Intérêt	Avantages	Inconvénients
Telemann modifiée par Rivas	Concentre bien les parasites les plus courants (Giardia et Entamoeba).	-Facile et rapide à pratiquer.	-Elle utilise une solution
Telemann-Rivas modifiée par Bailanger	Concentre bien les kystes tels ceux de Giardia, des amibes, les œufs de trichocéphale, les oocystes de cryptosporidies.	- Plus fiable pour la recherche des kystes qui se concentrent bien dans un pH aux environs de 5 (Giardia et amibes).	- Ajustement du pH à 5 avant toute manipulation.
M.I.F	-Permet la coloration et la conservation des protozoaires, concentre bien les kystes des protozoaires, les œufs d'Ascaris et d'hymenolepis.	- Permet la coloration et la conservation des protozoaires.	- Culot abondant.
Thébault	-Concentre les kystes des amibes et les noyaux deviennent nets.	-L'émulsion avec l'éther est pratiquée dans une ampoule à décanter, donc il est possible de manipuler sur une grande quantité de selle.	- Les kystes d' <i>Entamoeba coli</i> et surtout de <i>Giardia intestinalis</i> descendent assez mal.
Ritchie	-Mise en évidence des kystes de protozoaires et les œufs d'helminthes.	- Peut être utilisée sur les selles formolées et celles collectées pour des enquêtes	-Le culot est souvent volumineux de lecture difficile.

5.2.3.2. Techniques spéciales

Certains parasites digestifs ne sont pas détectables par EPS standard. Leur recherche nécessite de mettre en œuvre des techniques spécifiques (Marijon et al., 2020). Le tableau 6 montre les différentes techniques pour la mise en évidence de parasites digestifs à cycle biologique spécifique.

Tableau 6. Techniques spécifiques pour la recherche des parasites digestifs (Kasmi et Saidouni, 2016).

Parasite	Techniques spécifiques
Œufs d'Oxyure et de <i>Taenia</i>	Test à la cellophane adhésive
Larves des Ankylostomes	Technique de Baermann
Cryptosporidies	Coproculture d'Harada -Mori
Microsporidies	Coproculture de Ziehl- Neelsen

6. Traitement de parasitoses digestives

La mise en place d'un traitement antiparasitaire nécessite l'identification du parasite, permet la prise en charge des malades et des sujets asymptomatiques et peut être associé au suivi strict des règles d'hygiène ainsi qu'une éducation sanitaire à commencer dès l'âge scolaire (Kasmi et Saidouni, 2016) Le tableau 7 montre les différents médicaments de certaines parasitoses digestives.

Tableau 7. Médicaments de certaines parasitoses digestives (Kasmi et Saidouni, 2016).

Parasitose	Traitements
Amoebose intestinale aigue	Antiamibien mixtes : Métronidazole 3 × 750 mg/jr pendant 7–10 jr. Antiamibiens de contact : Tiliquinol+Tibroquinol : 2×2 gélules/jr pendant 10 jr.
Giardiose	Métronidazole 3 × 500mg/jr pendant 7 jr.
Cryptosporidiose	Nitazoxanide 2 × 500mg/jr pendant 3 jr, durée de traitement plus longue et doses plus élevées en cas de VIH.
Blastocystose	Triméthoprim + Sulfaméthoxazole 160 à 800 mg 2 × 1/jr pendant 7jr, Métronidazole 3 × 500 mg/jr pendant 7 jr.

Matériel et méthodes



4.Echantillonnage

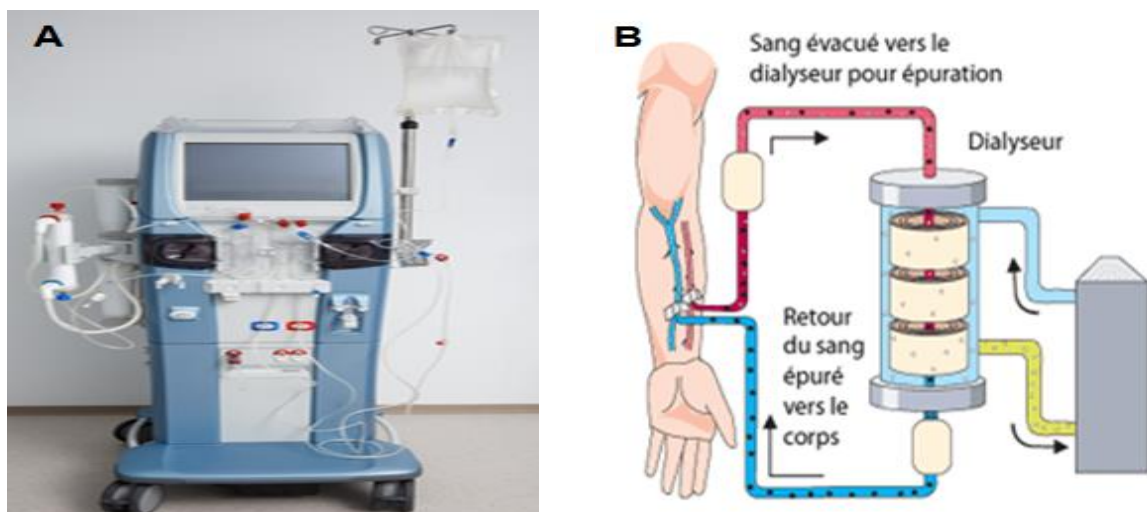
L'étude a été conduite au niveau de l'établissement hospitalier spécialisé en transplantations d'organes et de tissus, au niveau de l'hôpital Franz Fanon de Blida. Nous avons ciblé les patients insuffisants rénaux qui sont pris en charge au sein de l'unité d'hémodialyse. Le travail a été conduit du 12 février au 12 mars 2020.

Au cours de notre travail, les selles de 54 hémodialysés ont été collectées dans des boîtes de coprologie et acheminés vers le laboratoire de Parasitologie au niveau de l'EHSTOT. Parmi les hémodialysés, nous avons répertorié 28 femmes, 21 hommes et 5 enfants.

3.1 Dialyse et hémodialyse

Le principe de la dialyse repose sur l'échange entre le sang du malade et une solution de dialyse de composition proche de celle du plasma normal, au travers d'une membrane semi-perméable. Cette membrane d'échange est soit naturelle, le péritoine, soit artificielle, utilisant une membrane située dans le dialyseur (figure 21). Elle se pratique dans un centre spécialisé à raison de 3 séances de 4 heures par semaine (Belkyal, 2019). La ponction du sang se fait au niveau d'une fistule artériovoineuse, abord vasculaire qui a été installé chirurgicalement pour faciliter l'opération d'hémodialyse. Le sang du patient passe dans un circuit extracorporel et dans le dialyseur. Une fois épuré, il retourne dans la circulation sanguine, à nouveau via la fistule artériovoineuse. Pendant la dialyse, un traitement anticoagulant (Syntron, ou lovenox) est administré pour éviter la formation de caillots sanguins dans le dialyseur (figure 21).

L'efficacité de l'hémodialyse est très inférieure à celle du rein puisqu'il s'agit surtout d'une épuration qui soumet les molécules à des changements brutaux et intermittents de volumes et à des concentrations des liquides extracellulaires avec des conséquences cliniques néfastes pour les patients notamment la fatigue, l'asthénie, les crampes, hypotension (Belkyal, 2019).



4. Condition du prélèvement

4.1. Préparation du malade

Il est toute fois recommandé d'obéir aux règles suivantes pendant au moins trois jours qui précèdent l'EPS afin d'éviter les résultats faussement négatifs:

- Eviter les aliments qui laissent des résidus ou qui colorent les selles (légumes secs , fraises, tomates, betterave).
- Interrompre les médicaments à action antiparasitaires, antibiotiques qui agissent sur la flore intestinale, les laxatifs et les adsorbants divers.
- Un lavement baryté doit suivre et non précéder l'examen parasitologique des selles (Dani et Saib, 2017).
- Recommander un remplissage d'environ la moitié du pot pour avoir la quantité suffisante permettant la mise en œuvre de toutes les techniques nécessaires;
- Ne pas recueillir les selles et les urines dans un même pot car ceci provoque la lyse ou l'altération de la morphologie des parasites (Bouyakoub et Mezidi, 2018).

4.2. Fiche de renseignements (interrogatoire du patient)

En pratique, il faudra procéder à l'interrogatoire du malade et remplir une fiche de renseignements sur laquelle devra figurer :

L'identité des malades (nom, prénom, sexe, âge, adresse), la date de l'analyse, le service demandeur, les renseignements cliniques, et enfin les résultats des examens macroscopiques et microscopiques des EPS. (Annexe 01) (Abdoune et al., 2018).

4.3. Prélèvement des selles

L'idéal serait de faire le prélèvement au laboratoire car il y a risque de s'exposer à divers inconvénients auxquels on devra palier en observant deux principes :

- Faire parvenir la selle dans les délais les plus brefs et ne doit pas trop se refroidir.
- Utiliser une boîte propre, à large ouverture et à fermeture hermétique. Eviter le contact avec l'eau, le sol et l'urine et Mentionner le nom, prénom ou le numéro du malade, la date et l'heure d'émission de la selle puis la Conservation de ces dernières (Dani et Saib, 2017).

5. Diagnostic coprologique

Les matières fécales fraîchement émises ont subi un examen macroscopique (couleurs, consistance et odeur) et microscopique. Ce dernier est basé sur un examen direct à l'état frais et l'une des techniques complémentaires suivantes : Examen à frais avec coloration au Lugol, la méthode de Ritchie, la méthode de flottation de Sheather. Lorsque des patients présentent des signes cliniques digestifs, notamment, diarrhées, douleurs abdominale, vomissements, nausées, une suspicion de cryptosporidies est établie et la selle du patient est soumise à la technique de Ziehl-Neelsen pour la recherche de Cryptosporidies.

5.1 Examen direct

A l'aide d'une baguette en verre, 2 à 5 g de matières fécales ont été prélevées en superficie et en profondeur à différents endroits de la selle (figure 22). Ensuite, on dilue les matières fécales au 1/10ème dans de l'eau physiologique à 9 ‰ (la préparation ne doit pas être trop concentrée ni trop diluée) suivi d'une homogénéisation manuelle (Lezrag et Djelali, 2019).

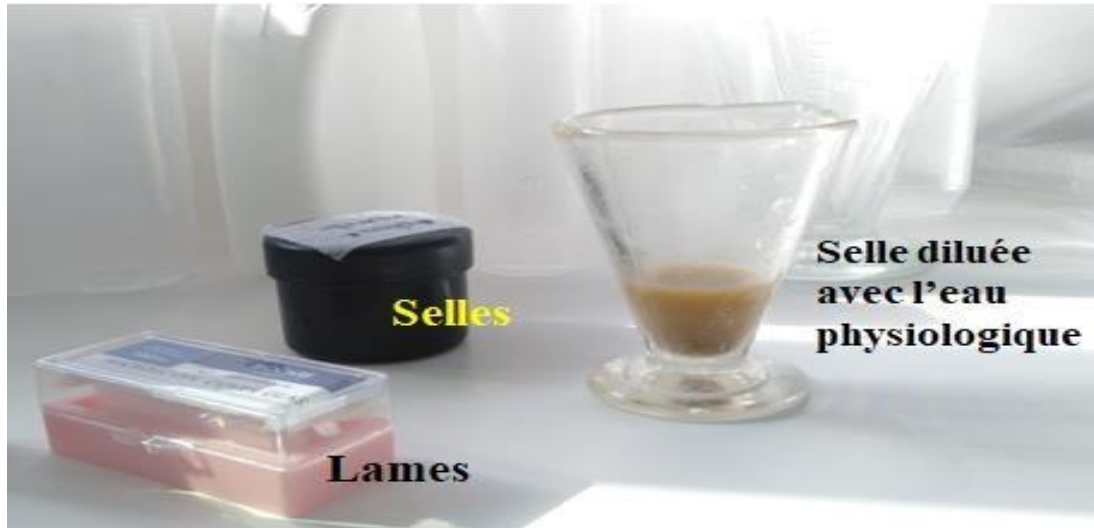


Figure 22 .La dilution de la selle dans l'eau physiologique.

5.1.1 Examen a frais à l'eau physiologique

Une goutte de la suspension est montée entre lame et lamelle est observée au microscope optique direct à l'objectif x 10 puis x 40. Cet examen permet de mettre en évidence les parasites mobiles (des formes végétatives des amibes et des flagellés) (Lezrag et Djelali, 2019).

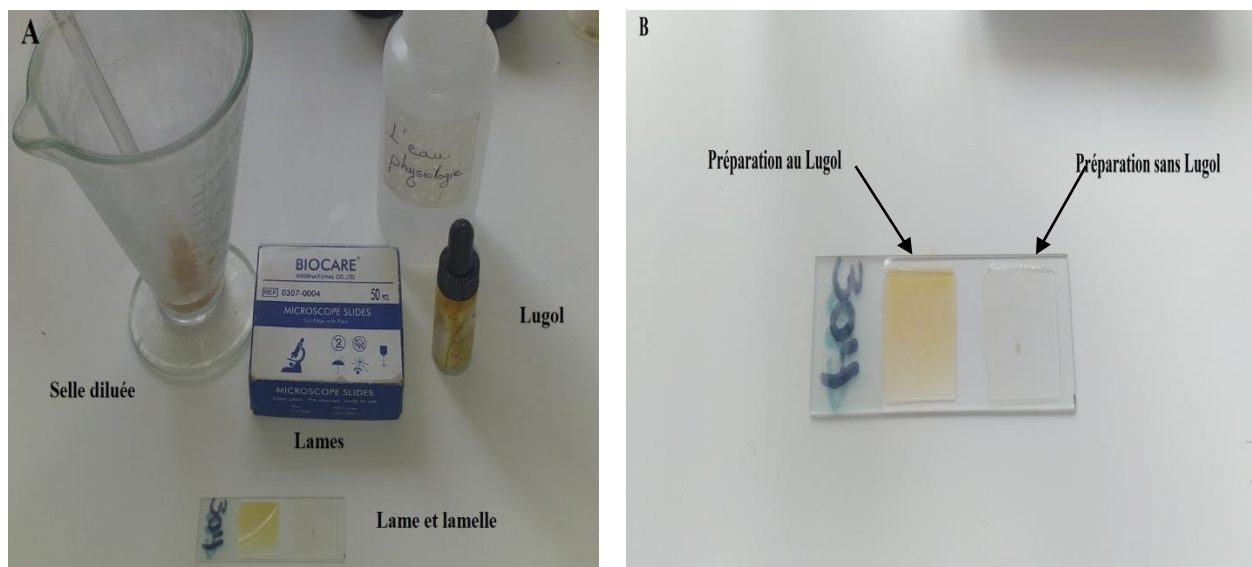


Figure 23. (A) matériel pour effectuer l'examen à frais au Lugol et à l'eau physiologique
(B) lame porte objet montrant les deux préparations.

5.1.2. Examen à frais après coloration au Lugol

Une goutte de la suspension est mélangé avec une goutte de Lugol à 1% est montée entre la lame et la lamelle est observé au microscope optique direct à l'objectif x 10 puis x 40 (figure 24). Cet examen permet de mettre en évidence les parasites mobiles. Le lugol permet de colorer la vacuole

iodophile des kystes de *Pseudolimax butschlii* en brun acajou et les structures nucléaires des formes kystique ou végétatives des autres protozoaires (Kasmi et Saidouni, 2016).

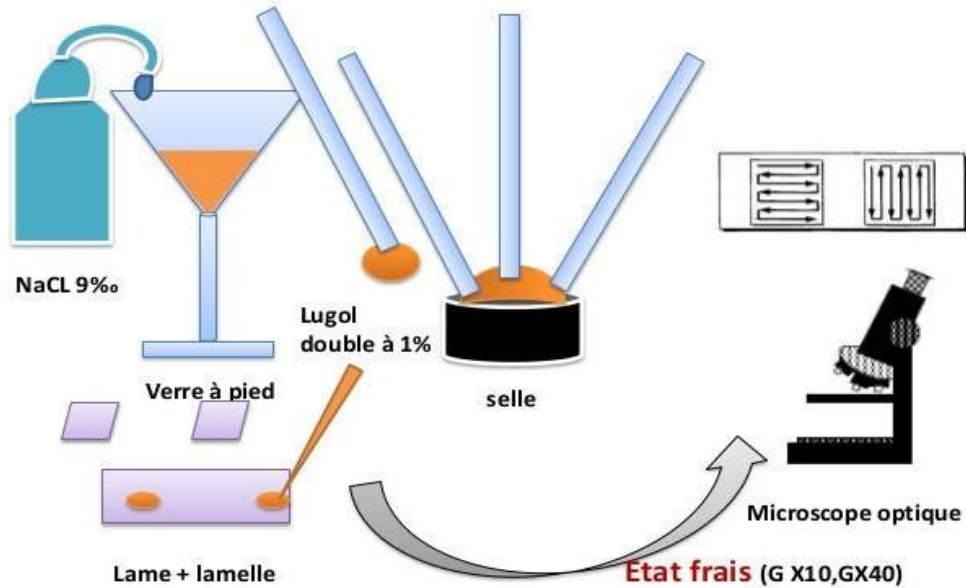


Figure 24. Les étapes de la technique de coloration au lugol (Benlaribi, 2019)

Remarque

Le délai de viabilité des formes végétatives de protozoaires dépend de la nature et du stade du parasite et des modalités de conservation de la selle (Leméteil, 2020).

5.2 Technique de Ritchie modifiée

Elle permet d'augmenter la sensibilité du diagnostic parasitologique pour la mise des kystes parasitaires et des œufs d'helminthes (Anonyme, 2020).

Dilué 2 à 5 g de la selle dans de l'eau formolée à 10% et mélangé jusqu'à l'obtention d'une suspension homogène. Laisser la suspension en décantation pendant 10 à 20 min, et transférer le surnageant dans un verre à fond conique auquel on ajoute de l'éther en respectant les proportions de 2/3 de la dilution fécale et 1/3 d'éther du volume total. Mélangé l'ensemble vigoureusement puis centrifuger à 1500 tours/minute pendant 3 à 5 minutes. On obtiendra la formation de quatre phases (une couche supérieure représentée par l'éther, une couche intermédiaire faite de résidus de bactérie et de débris alimentaire, une couche aqueuse faite par le formol et le culot qui contient les éléments parasite). Jeter le surnageant d'un mouvement rapide de la main. A l'aide d'une micropipette, on dépose le culot sur une lame porte objet contenant une goutte de Lugol. Après un bref mélange, on couvre la suspension avec une lamelle et on examine au microscope optique aux grossissements x10 puis x40.

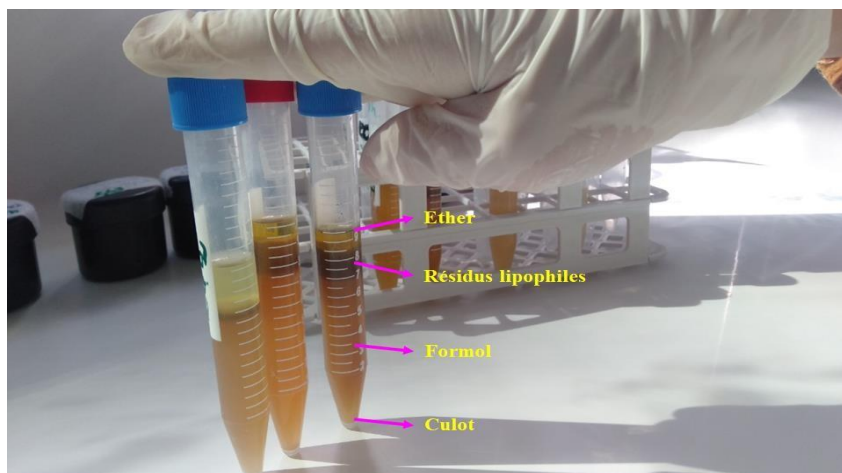


Figure 25. Différentes phases, après centrifugation, de la technique de Ritchie

5.3 Technique de Ziehl-Neelsen modifiée

Elle est spécifique pour la coloration des oocystes de *Cryptosporidium* en raison de leur petite taille. Ils apparaissent comme des sphérules rose-rouge brique vif sur fond vert pâle. La mise en application de la technique nécessite soit des selles fraîches soit le culot de centrifugation obtenu après la technique de Ritchie. La figure 26 montre les différentes étapes de la technique Ziehl-Neelsen.

Le culot de centrifugation obtenu précédemment a été étalé, à l'aide d'un bâtonnet applicateur en bois en frottant de gauche à droite, sur une lame porte objet. Laisser l'étalement de selles séchées à température de laboratoire ensuite fixé pendant 2 à 3 min dans le méthanol. Colorer l'étalement à la fuchsine phéniquée froide pendant 45 à 60 minutes. Procéder à une différenciation de coloration par la solution d'acide sulfurique pendant 30 secondes, ensuite rincer à l'eau du robinet. Effectuer une coloration au vert malachite à 3% pendant 20 minutes, rincer à l'eau du robinet et laisser sécher à l'air. Examiner au G x 100 à l'aide de l'huile à immersion.

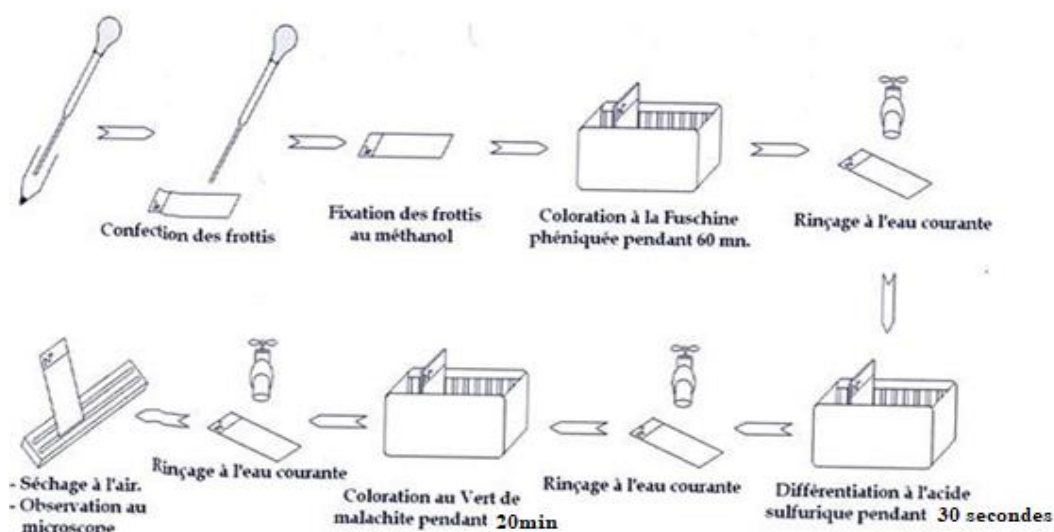


Figure 26. Les étapes la technique de Ziehl-Neelsen modifiée (Belkessa, 2014)

5.4 Technique de Sheather

La coproscopie a été réalisée par méthode de flottation avec la solution de Sheather (800 g de sucre de cuisine + 1000 ml d'eau distillée + 6,5 g de phénol rouge). La solution a été mise sur mélangeur magnétique pendant au moins 18 heures. Après mélange, à l'aide d'un densimètre, la solution avait une densité de 1,27. La solution de Sheather est un véritable sirop de sucre. Notre choix a été porté sur cette solution, car elle préserve la forme des œufs et surtout les formes végétatives et les kystes de Giardia (Bouharour et Eldjeziri, 2019). La figure 27 montre les étapes de la technique de Sheather.

➤ Technique

Une quantité de 1 gramme de selles a été délayée dans 30 ml de la solution de Sheather. Après trituration, le mélange a été filtré à travers un tamis (passe thé). Le filtrat obtenu est versé dans un tube à essai jusqu'à la formation d'un ménisque convexe. Ce dernier a été couvert avec une lamelle et laissé au repos pendant 30min. Ensuite la lamelle a été montée sur une lame porte objet et examinée sous le microscope pour la recherche et l'identification des œufs.

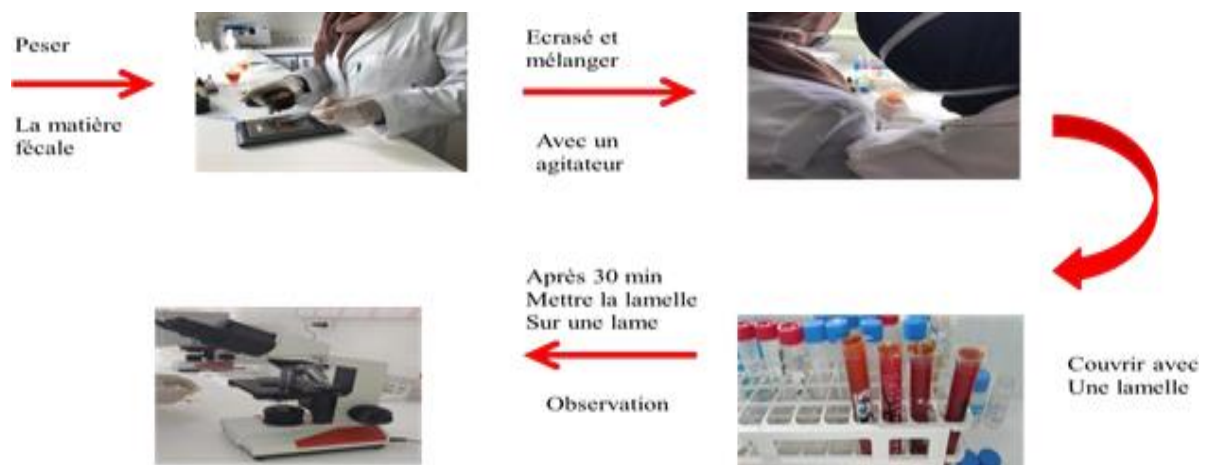


Figure 27. Les étapes de la réalisation de l'examen coprologique par la flottation.

6. Analyse statistique

Le test de khi-deux est utilisé pour la prévalence globale des parasites digestifs .

Chapitre 3. Résultats

1. Prévalence globale des parasites digestifs

Nous avons examiné 54 selles provenant de patients qui pratiquent l'hémodialyse à raison de 3 séances de 4 heures par semaine. Parmi eux 23 patients étaient infestés par des parasites digestifs contre 31 personnes négatives. La figure 28 montre le taux d'infestation des hémodialysés au niveau de la structure de l'EHSOT de Blida, il ressort que 42.59% étaient parasités.

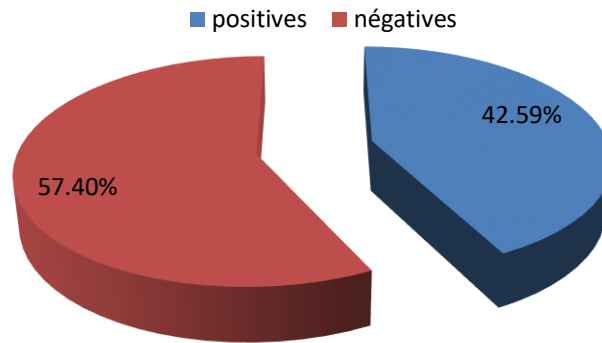


Figure 28. Sectoriel représentant la prévalence globale des parasites digestifs.

2. Prévalence des parasites digestifs en fonction de la technique coprologique

Les tableaux 8 et 9 montrent la prévalence des parasites digestifs en fonction de la technique de diagnostic utilisée. L'examen à l'état frais et la coloration au Lugol a permis de diagnostiquer plus de protozoaires digestifs par rapport à la technique de Ritchie modifiée et la technique de Sheather ($p < 0.055$). La technique de Ritchie nous a permis de mettre en évidence plus que protozoaires digestifs par rapport à la technique de Sheather ($p < 0.002$).

Tableau 8. Prévalence globale des parasites digestifs en fonction de la technique coprologique.

Technique	Frais	Lugol	Ritchie	Sheather	Ziehl-Neelsen
Positifs	37,03	37,03	20,37	1,85	3,7
Négatifs	62,96	62,96	79,62	98,14	96,29

Tableau 9. Prévalence des parasites digestifs en fonction de la technique coprologique.

Technique	Frais	Lugol	Ritchie	Sheather	Ziehl-Neelsen
<i>E. coli</i>	5,56	5,56	1,85	0	0
<i>Blastocystis spp</i>	25,93	24,07	9,26	0	0
<i>G. duodenalis</i>	3,7	3,7	3,7	1,85	0
<i>Endolimax nanus</i>	3,7	3,7	5,56	0	0
<i>Pseudolimax butchlii</i>	0	1,85	1,85	0	0
<i>E. histolytica</i>	0	0	1,85	0	0
<i>Cryptosporidium spp</i>	0	0	0	0	3,7

Il a été identifié 7 espèces de parasites digestifs confère tableau 8. Nous avons identifié un sporozoaire, *Cryptosporidium spp* (figure 29), avec une prévalence de 3,70 % avec la technique de Ziehl-Neelsen.

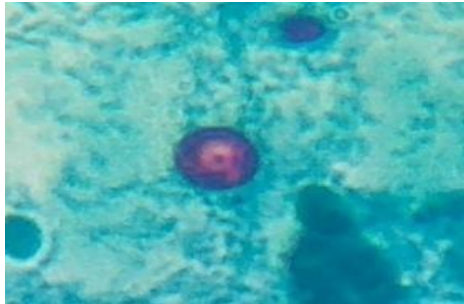


Figure 29. Oocyste de *Cryptosporidium spp* coloré par la technique de Ziehl-Neelsen(Gx100)

L'analyse parasitologique des selles a permis de mettre en évidence *Blastocystis spp* (figure 30) avec un taux de 29,93 %, 24.70% et 9.26 % avec les techniques de l'état frais, coloration au Lugol et la méthode de Ritchie respectivement. Ce parasite est significativement dominant par rapport aux autres parasites mis en évidence ($P < 0.0001$).

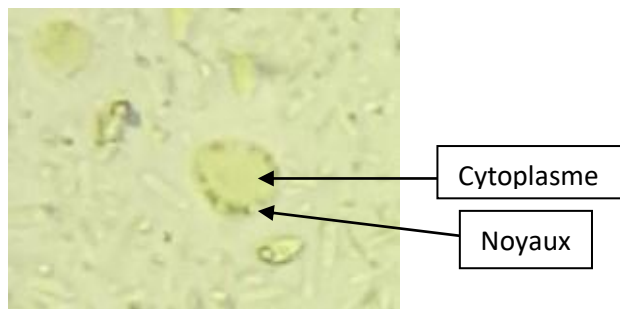


Figure 30. Forme vacuolaire de *Blastocystis spp* (Gx40)

Trois amibes parasites du tractus digestif de l'homme ont été identifiées avec des taux de respectifs de 11,11% pour la coloration au lugol et 9,26 % à l'examen à frais ainsi que à la technique de Ritchie (tableau 8). *E. coli* a été diagnostiquée avec un taux de 5,56 pour l'examen à frais et la coloration au Lugol. En revanche, le taux de détection d'*E. coli* (figure 31) à la technique de Ritchie est de 1,85 % (tableau 9).



Figure 31. Kyste d'*Entamoeba coli* (Gx40)

Les techniques de l'examen à frais et la coloration au Lugol nous ont permis d'identifier

Endolimax nanus avec un taux de 3,70% (figure 32). Ce taux de détection a été de 5.56 % avec la technique de Ritchie (tableau 9).



Figure 32. Kyste d'*Endolimax nanus* (Gx40)

Pseudolimax butchlii (figure 32) a été diagnostiqué avec un taux de 1,85% par la technique de coloration au Lugol et la méthode de Ritchie (tableau 9).



Figure 33. Kyste de *Pseudolimax butchlii*(Gx40)

Un seul flagellâte pathogène notamment *G. duodenalis* a été mis en évidence dans les selles des patients pratiquant l'hémodialyse (tableau 9). *G. duodenalis* (figure 34) a été diagnostiqué avec un taux de 3,7% à l'examen à frais, à la coloration au Lugol et avec la technique de Ritchie. Concernant la technique de Sheather le taux est de 1,85%.

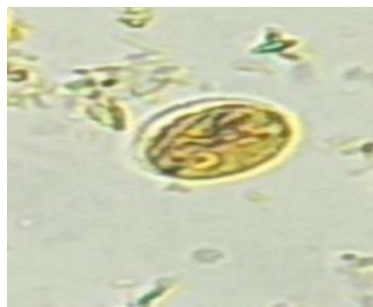


Figure 34. Kyste de *Giardia duodenalis* (Gx40)

L'amibe *E. histolytica* (figure 35) a été mis en évidence avec un taux de 1,85 % avec la technique de Ritchie (tableau 9).



Figure 35. Kyste d'*Entamoeba histolytica* (Gx40)

3. Prévalence des cas positifs

3.1. Prévalence des parasites identifiés chez les hémodialysés

L'examen parasitologique spécialisé (EPS) nous a conduit à identifier 7 espèces parasitaires dont l'espèce de *Blastocystis spp* était la plus dominantes, 60.86% comparativement aux protozoaires ($p < 0.001$). Cette espèce a été suivie d'*Entamoeba coli* et *Endolimax nanus* 13.04% (figure 36). Les autres parasites avaient une prévalence inférieure à 10% allant de 4,34 à 8,69% (figure36).

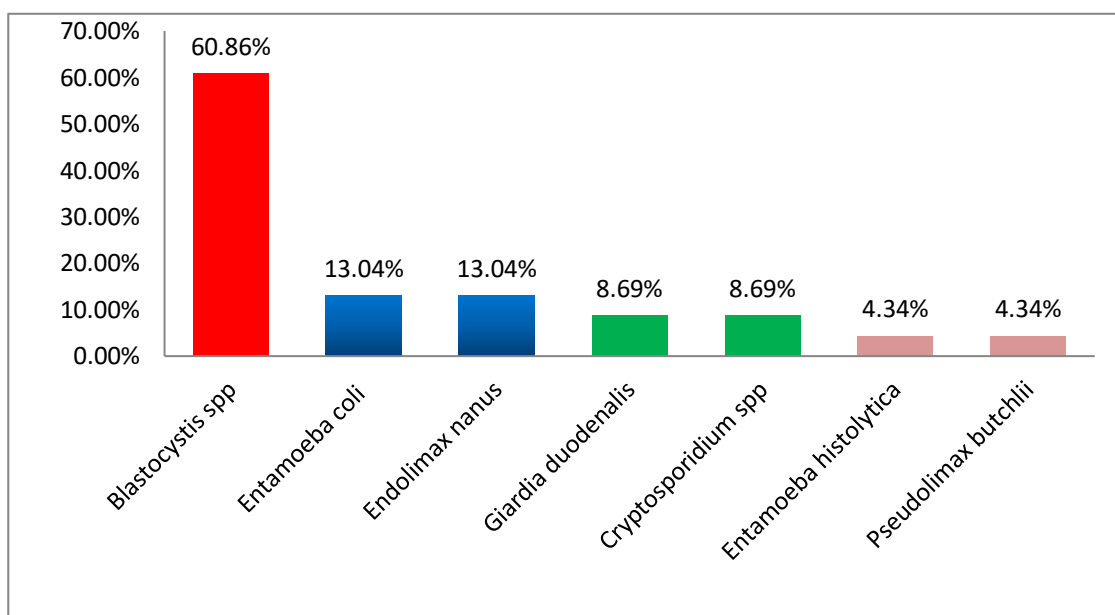


Figure 36. Répartition des espèces parasitaires identifiées par l'EPS.

La prévalence des mono-infections (91,30%) est presque 7 fois supérieure aux infections multiples (8.70%). Les associations parasitaires sont un patient était infecté par *Blastocystis spp*/*P. butchlii* et un second était positif à *G. duodenalis*/*Blastocystis spp*/*E. histolytica*.

3.2 Prévalence en fonction de l'âge

Les patients positifs incluent dans cette étude étaient âgés de 6 à 72 ans, soit une moyenne d'âge de 38 ans avec un écart type de 19.52 ans. Il ressort que la prévalence parasitaire varié en fonction de l'âge des hémodialysés. Il ressort que les deux tranches d'âge

de 15 à 30 ans et de 31 à 46 ans sont les plus parasités avec un taux de 52,16 % suivi par les catégories de 0 à 15 ans et de 63 à 78 ans avec un taux de 26,08 %.

3.3 Prévalence en fonction du sexe

On remarque que l'examen parasitologique spécialisé est prescrit de façon simultanée au sexe masculin et féminin avec une fréquence légèrement élevée pour les femmes par rapport aux hommes (figure 37).

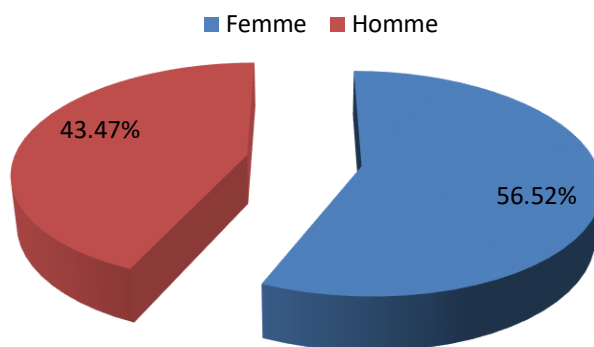


Figure 37. Répartition de la population étudiée selon le sexe.

3.4 En fonction des signes cliniques

La figure 38 met en évidence les fréquences des divers symptômes observés chez les hémodialysés soumis à l'EPS. Il ressort que le ballonnement abdominal et la nausée sont les signes cliniques les plus dominants avec une fréquence supérieure à 50% suivie par les douleurs abdominales, diarrhée et vomissements (figure 38). La présence de glaire et la constipation reste faible et varie de 4,34% à 13,04% respectivement.

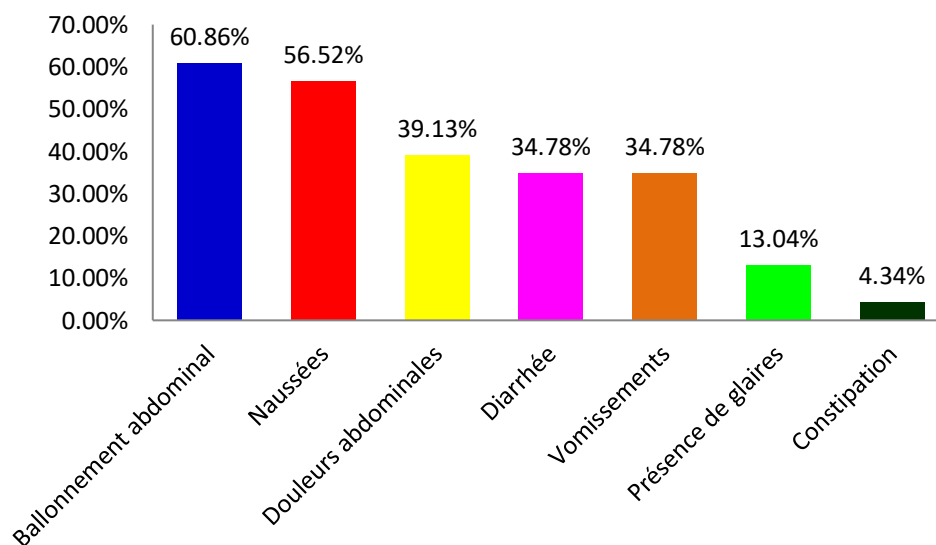


Figure 38. Fréquences des signes cliniques rapportés chez les hémodialysés

Discussion



Chapitre 4. Discussion

A défaut de reins naturel, l'hémodialyse est une alternative permettant aux insuffisants rénaux, d'épurer leur sang au travers d'un hémodialyseur renfermant une solution d'hémodialyse dont la composition est : Sodium Na^+ (140 mmol/l), Potassium K^+ (4mmol/l), Magnésium Mg^{2+} (0,75 mmol/l), Chlorure Cl^- (122 mmol/l) et le Phosphate d'hydrogène HPO_4^{2-} (1 mmol/l). Cette opération nécessite une administration d'anticoagulants au patient qui n'est pas sans risque évident (Radermacher, 2004).

L'hémodialyse est responsable d'une exposition des patients aux infections bactériennes, virales et parasitaires. Elle s'accompagne d'une diminution de l'immunité adaptative dont témoignent la diminution de la réponse vaccinale (Bamoulid et al., 2015). Notre travail s'inscrit dans cette optique des risques parasitaires liés à la pratique de l'hémodialyse dans le service l'EHSTOT de l'hôpital Frantz Fanon.

Nous avons enregistré une incidence parasitaire globale de 42.59%. Ce taux témoigne de la vulnérabilité des hémodialysés aux infections parasitaires et la nécessité de faire des examens coprologiques périodique afin d'instaurer les traitements adéquats. Nos résultats sont similaires à ceux rapporté par Lezrag et Djelali (2019) à Bouira. En revanche, cette prévalence reste fortement élevée par rapport à celle rapporté à Constantine (Zekri et Merrouche, 2018) et à Tizi-Ouzou (Abdoune et al.,2018)et certains pays du Maghréb notamment en Tunisie (Cheikhrouhouet al.,2009) et au Sénégal (Faye et al., 1998).Cette différence dans la prévalence des parasites digestifs chez les hémodialysés peuvent être due à diverses raisons notamment le statut socioéconomique, les conditions climatiques, l'hygiène personnelle et les techniques coprologiques mises en œuvre (Dianou et al., 2004).

Le diagnostic des parasites digestifs repose sur l'examen parasitologique des selles, pour mettre en évidence les parasites ou les traces des parasites. Il consiste à réaliser un examen direct de l'état frais et un examen après enrichissement. Plusieurs techniques d'enrichissement parasitaire utilisant des réactifs renfermant des agents actifs ont été publiées, leur choix doit être établi selon la nature des parasites recherchés (Poirriez et al., 1992).

Pour notre travail, nous avons opté pour 5 techniques de diagnostic notamment l'examen à frais, l'examen à frais après coloration au Lugol, la technique de Ritchie, la technique de Sheather et la coloration Ziehl-Neelsen. Ces techniques de choix dans le diagnostic des parasitoses digestives ont été préconisées aussi bien par l'Organisation Mondiale de la Santé Humaine que par l'Organisation Mondiale de la Santé Animale (OMS, 2006).

La technique de coloration Ziehl-Neelsen modifiée est spécifique pour la recherche des oocystes coccidiens particulièrement ceux de *Cryptosporidium* spp dans les selles et les fèces (Kaufmann, 1996). Nous avons mis en évidence *Cryptosporidium* spp dans les selles de deux hémodialysés soit une incidence de 3,70 %. Ce taux est inférieur à celui rapporté à Oran (Benouis, 2012) et en Tunisie (Cheikhrouhou et al., 2009). Ces deux patients montraient des symptômes cliniques de la cryptosporidiose. Cette dernière se manifeste par une diarrhée chronique rebelle aux traitements anti-infectieux et anthelminthiques avec amaigrissement chronique et perte d'appétit (Hunter et Nichols., 2002).

La solution de flottation de Sheather et la technique de Ritchie sont douées d'excellentes qualités intrinsèques et extrinsèques pour la mise en évidence des œufs d'helminthes et des oocystes coccidiens (Garcia, 2006, Bowmann, 2014). Nous n'avons pas enregistré d'infestation aux helminthes chez nos patients pratiquants l'hémodialyse. Cette observation est le témoin probable d'un usage périodique d'anthelminthiques chez ces patients prédisposés aux parasitoses digestives.

En revanche, nous avons mis en évidence *E. coli* (1,85%), *Blastocystis* spp (9,26 %), *G. duodenalis* (3,7%) , *Endolimax nanus* (5,56%), *Pseudolimax butchlii* (1,85%) et *E. histolytica* (1,85 %) avec la technique de Ritchie. Ces fréquences parasitaires sont nettement inférieures aux fréquences rapportées à l'examen à frais et à la coloration au Lugol. *Pseudolimax butchlii* qui n'a pas été mis en évidence à l'examen à frais. *E. histolytica* et *Cryptosporidium* spp n'ont pas été mis en évidence à l'examen à frais et à la coloration au Lugol (tableau 9).

La prévalence de *Blastocystis* spp était de 60.86 % qui est supérieure à celle observée à Tizi-Ouzou (Abdoune et al., 2018), à Constantine (Zekri et Merrouche, 2018). Mais elle reste inférieure à la prévalence rapportée par Kasmi et Saidouni, (2016) à Tlemcen. Ce protozoaire est associé à plusieurs autres parasites et agents infectieux intestinaux, son implication dans les parasitoses digestives est difficile à appréhender. *Blastocystis* est un agent du microbiote intestinale, il a été impliqué dans le syndrome du côlon irritable due à une dysbiose (Cifre et al., 2018). Il a été établi une corrélation positive entre l'abondance de ce protozoaire dans les selles et l'apparition des troubles digestifs. Le diagnostic de la blastocystose est confirmé par la présence de 5 Blastocystes par champ microscopique (Kasmi et Saidouni, 2016, Cifre et al., 2018).

Entamoeba coli et *Endolimax nanus* ont été rapportés avec une prévalence de 9,26 %, soit 5,56% pour *E. coli* et 3,70% pour *E. nanus* à l'examen à frais et au Lugol. Ces incidences sont

inférieures à celles rapportées au Maroc (Afriad, 2018), à Tizi Ouzou (Abdoune et al., 2018). A Guelma, *E. nanus* a été dominante par rapport à *E. coli* (Bouragba et al., 2017).

Giardia duodenalis a été rapporté avec une prévalence de 3,70% à l'examen à frais et à la coloration au Lugol, ce qui est inférieur aux résultats rapporté à Oran (Benouis, 2012) et en Tunisie (Cheikhrouhou et al., 2009). *E.histolytica* et *P.butchlii* ont été rapportés avec une prévalence de 1,85% à la technique de Ritchie et à la coloration au Lugol. Cette IG reste inférieure à la fréquence parasitaire rapportée à Oran (Benouis, 2012) et supérieur aux résultats rapporté par Bouragba et al, (2017) à Guelma.

Le taux des infections simples (mono-infections) sont similaires à celles signalées à Kenitra (El Guamari et al., 2009) et à Oran (Benouis, 2012). Les infections mixtes représentent une prévalence de 8,70%, elles sont dues à une association parasite pathogène et non pathogène. Les parasites pathogènes induisent un déséquilibre du microbiote intestinale avec pullulation des parasites commensaux et opportunistes (Cifre et al., 2018).

Les associations parasitaires sont l'apanage d'un faible niveau d'hygiène sanitaire alimentaire et fécal. La prédominance d'association à protozoaire s'explique par le fait que ces parasites ont souvent un mode d'infestation semblable (Basualdo et al., 2007).

Nous avons constaté que la prévalence parasitaire augmente avec l'âge des patients dont ceux âgés de 15 à 46 ans avait une prévalence de 52,16 % similaire aux résultats rapporté à Tlemcen (Kasmi et Saidouni, 2016) et à Sfax (Cheikhrouhou et al., 2009).En effet, cette tranche d'âge a une vie communautaire plus active et observe moins les règles d'hygiène. L'âge joue un rôle prépondérant dans la prédiction des parasitoses digestives ; plus l'âge des patients diminuent plus le risque d'infection parasitaire augmente (El Guamari et al., 2009).

Il a été rapporté que les femmes hémodialysés étaient plus infectées comparativement aux hommes. Cette observation conforte nos résultats et corrobore ceux signalés par d'autres chercheurs à Tlemcen (Hadj Mohammed et Mohammedi, 2017), au Maroc (El Guamri et al., 2009) et en Italie (Calderaro et al., 2014).

Les symptômes d'une maladie sont l'expression clinique de défense de l'organisme. Un tableau clinique dominé par les ballonnements abdominaux, les nausées plaident en faveur d'une suspicion clinique de parasitoses digestives (Chappuis et Getaz, 2011).Dans nos conditions de travail, ces signes cliniques observés sont probablement dus aux effets secondaires de l'hémodialyse (Radermacher, 2004, Bamoulid et al., 2015).En règle générale,

les signes cliniques sont souvent rapportés avec des fréquences variables d'un patient à un autre. Ces variations de fréquences dépendent de l'état de santé de chaque individu (Manns et al., 2002). Les symptômes de nos hémodialysés avaient des fréquences variables similaires à ceux rapportés dans le centre de transfusion sanguine de Tizi Ouzou (Abdoune et al., 2018), Tlemcen (Kasmi et Saidouni, 2016) et Constantine (Zekri et Merrouche, 2018).

En conclusion, aucun appareil ne pourra remplacer un rein naturel. Cependant, l'hémodialyse est une opération qui inspire à la vie et à l'amélioration de l'hygiène de vie des hémodialysés. Ce rein artificiel, bien qu'il soit utile, offre une dialyse longue, débilitante et fatale pour le patient. Notre étude a montré une fréquence globale de 42,59% de protozoaires chez les hémodialysés du service l'EHSTOT de l'hôpital Frantz Fanon de Blida. Les espèces identifiées sont *E. coli*, *E. histolytica*, *G. duodenalis*, *E.nanus*, *P. butchlii*, *Cryptosporidium* spp, *Blastocystis* spp. Ce dernier a été l'espèce parasitaire la plus dominante. Il est d'une nécessité absolue de mettre en place des mesures de prévention collective et individuelle, conscientiser par l'éducation sanitaire et orienter les efforts vers le dépistage des sujets porteurs de parasites et les traiter, c'est la racine de la prophylaxie des parasitoses digestifs, afin de réduire les souffrances des hémodialysés.

Références

- Abdoune F; Hadj Ali F; Yahiaoui Y. 2018. Les parasitoses intestinales diagnostiquées au CHU Nedir Mohamed de Tizi-Ouzou. Thèse de Doctorat : Pharmacie. Université Mouloud Mammeri de Tizi-Ouzou, 105 pages.
- Afriad Y. 2018. Epidémiologie des parasitoses intestinales chez les populations de la ville d'Agadir. Thèse de Doctorat : Médecine. Université Cadi Ayaad, 88 pages.
- Ajeagah, G. A., Tchouankep, M. K., Menbohan, S. F., Biyong, S. M., & Ngassam, P. (2017). Pléomorphisme de *Blastocystis* sp. Dans des eaux polluées à Yaoundé (Cameroun). *Environnement, Risques & Santé*, 16(1), 82-90.
- Amhaouch Z. 2017. Les parasitoses digestives au service de parasitologie-mycologie du CHU Hassan II-FES. Thèse de doctorat : Médecine. Université Sidi Mohammed Ben Abdellah, 39 pages.
- ANOFEL 2014. Giardiose. Université médicale virtuelle francophone : P 1-7.
- Anonyme 2012. Institut Pasteur 2012. <https://www.sante-sur-le-net.com/maladies/hepatogastro/amibiase/>. (Consulté le 27/04/2020).
- Anonyme 2014. Wilaya de Blida. http://www.villes.co/algerie/ville/blida_09000.html (Consulté le 08/06/2020).
- Anonyme 2020. La digestion des aliments et l'absorption intestinale (https://sa.maxime-cruzel.fr/sa_cap/co/appareil_digestif.html). (Consulté le 26/04/2020).
- Anonyme 2020. La position géographique de Blida. <https://fr.wikipedia.org/wiki/Blida#:~:text=La%20commune%20de%20Blida%20est,22%20km%20de%20la%20mer.> (Consulté le 08/06/2020).
- Anonyme 2020. Les effets secondaires de la dialyse. <https://www.francerein.org/fiche/23-fiche-pratique-n040-les-effets-secondaires-de-la-dialyse.> (Consulté le 04/08/2020).
- Anonyme 2020. Organes digestifs. (<https://www.alimentarium.org/fr/savoir/organes-digestifs>). (Consulté le 27/02/2020).
- Anonyme 2020. Techniques de concentration de Ritchie. https://www.memobio.fr/html/para/pa_te_rit.html . (Consulté le 09/06/2020).
- Anonyme a, 2017. Archive météo Blida-meteo blue. <http://www.dsp-blida.dz/index.php/wilaya>. (Consulté le 08/06/2020).
- Bamoulid, J; Carron, C; Crépin, T; Saas, P; Duclox, D; (2015). Implications chroniques de l'immosénescence dans les maladies rénales chroniques. *Mesecine/ Sciences*, 31(5), 484-486.
- Basualdo, J.A., Cordoba, M.A., De luca, M.M., Ciarmela, M.L., Pezzani, B.C., Grenovero, M.S. & Minviella, M.C. 2007. Intestinal parasitoses and environmental factors in a rural population of Argentina, 2002-2003. *Rev Inst Med Trop Sao Paulo*, 49, 251-5.
- Belkaid M; Arouah H; Belazzoug S; Chellali A; Harrat Z. 1992. Diagnostic de laboratoire en parasitologie. Tome1 : examen direct, Khazna Rahma. 212 pages.

- Belkessa S.2014. Place de *Giardia intestinalis* et de *Cryptosporidium* sp. Parmi les protozoaires intestinaux retrouvés chez l'enfant et l'adulte au CHU-Beni Messous d'Alger. Mémoire de Magister. Biotechnologie Microbienne/Microbiologie. Université Ziane Achour de Djelfa, 98 pages.
- Belkhal S. 2019. Le portage parasitaire chez les patients hémodialysés chroniques. Thèse Doctorat : Médecine. Université Cadi Ayyad de Marrakech, 47 pages.
- Benlaribi I H 2019 Coprologie parasitaire (https://www.slideshare.net/nanoupharmalile/coprologie-parasitaire-dr-benlaribi-imane-halima?fbclid=IwAR2huCP0bzY2gflAG-bA6IzOYGIUOGnjgR5_5NdTrdBgES7B8cTRKhWkvwU) Consulté le 09/06/2020.
- Benlaribi I H.2020. La coprologie parasitaire. <https://slideplayer.fr/slide/5400888/>. (Consulté le 09/06/2020).
- Benouis A. 2012. Etude épidémiologique des parasitoses intestinales humaines dans la région d'Oran Apport de techniques complémentaires à l'examen coprologique direct pour la confirmation du diagnostic. Mémoire de Magister : Parasitologie .Université d'Oran, 86 pages.
- Bibirou 2016. Parasitologie coloration au lugol. <http://bibirou1.over-blog.com/2016/01/parasitologie-coloration-au-lugol.html> (Consulté le 28/04/2020).
- Bouharour R et Eldjeziri M. Prévalence de parasitoses digestives chez les chiens domestiques dans la région de Blida. Mémoire Master 2 : Parasitologie. Université Saad dahleb Blida 1, 40 pages.
- Bouragba A; Benaïssa K et Kerdoussi M.2017. Etude des parasites intestinaux chez l'homme et les ovins dans la région de Guelma. Mémoire Master 2 : Parasitologie. Université 8 mai 1945 Guelma, 63 pages.
- Bourée P, 2008. Aide mémoire de parasitologie et de pathologie tropicale. 4^{ème} édition, Paris. 447p.
- Bourée, P. 2007. Diagnostic des protozoaires intestinaux. <https://devsante.org/articles/diagnostic-des-protozooses-intestinales>. Consulté le 20/02/2020.
- Bouyakoub S et Mezidi I. 2018. Parasites Gastro intestinaux chez les enfants : Etude épidémiologique. Mémoire Master 2 : Parasitologie. Université de Blida 1, 60 pages.
- Bouzig, M., Hunter, P. R., Chalmers, R. M., & Tyler, K. M. (2013). *Cryptosporidium* Pathogenicity and Virulence. *Clinical Microbiology Reviews*, 26(1), 115–134.
- Bowman D.D (2014). Diagnostic Parasitologie. In: Georgi's Parasitology for Veterinarians, Seventh Edition Philadelphia, 326-449.
- Brady, E. M., Margolis, M. L., Korzeniewski, O. M. (1984). Pulmonary cryptosporidiosis in acquired immune deficiency syndrome. *Jama*, 252(1), 89-90.
- Calderaro A, Montecchini S, Rossi S et al. (2014). Intestinal parasitoses in a tertiary-care hospital located in a non-endemic setting during 2006-2010. *Infectious Diseases*, (114), 264.
- Chappuis, F et Getaz, L. (2011). Parasitose digestives d'ici et d'ailleurs, *Revue médicale Suisse*, (7), 200-202.

- Cheikhrouhou, A ; Trabelsi, H ; Sellami, H ; Makni, F ; Ayadi, A. (2009). Parasitoses intestinales dans la region de Sfax (sud tunisien). Etude retrospective. *Rev Tun Infectiol*, 3(2), 14-18.
- Cifre S, Gozalbo M, Ortiz V, Soriano JM, Merino JF, Trelis M. 2018. Blastocystis subtypes and their association with irritable bowel syndrome. *Medical hypotheses*, 116, 4-9.
- Cotton, J. A., Beatty, J. K., & Buret, A. G. (2011). Host parasite interactions and pathophysiology in Giardia infections. *International Journal for Parasitology*, 41(9), 925–933.
- Dani F et Saib M. 2017. Parasitoses intestinales diagnostiquées au niveau du CHU de Tizi-Ouzou. Thèse doctorat : Pharmacie. Université Mouloud Mammeri, 85 pages.
- Delma F.Z. 2016. Amibe et amibiase. (http://univ.ency-education.com/uploads/1/3/1/0/13102001/parasito31-amibes_amoeboses.pdf). (Consulté le 26/04/2020).
- Deluol A. M. 2007 Reconnaître les protozoaires dans les selles. <https://devsante.org/articles/reconnaître-les-protozoaires-dans-les-selles>. Consulté le 15/05/2020.
- Diano, D., Poda, J.N., Savadogo, L.G., Sorgho, H., Wango, S.P et Sondo, B. (2004). Parasitoses intestinales dans la zone du complexe hydro agricole du Sourou au Burkina Faso , *Vertigo . La revue électronique en sciences de l'environnement*, 5(2).
- DjebMerad H. 2011 Histoire de la parasitologie. (<https://fr.scribd.com/document/73777741/Histoire-de-La-Parasitologie>). Consulté le 19/02/2020.
- El Guamri Y, Belghyti D, Achicha A et al. (2009). Enquête épidémiologique rétrospective sur les parasitoses intestinales au Centre hospitalier provincial El Idrissi (Kénitra, Maroc) bilon de 10 ans (1996-2005). *Ann Biol Clin*, 2(167),191-202.
- El- Hassani I. 2014. Profil du portage parasitaire intestinal observé au laboratoire de parasitologie de l'hôpital militaire Moulay Ismail, Meknès. Mémoire De Fin D'étude Pour L'obtention Du Diplôme National De Spécialité En Médecine : biologie médicale, 40 pages.
- Eric Pichard ; Jean Beytout ; Jean Delmont ; Bruno Marchou, 2002. *Malintrop Afrique Manuel de maladies infectieuses pour l'afrique*. John Libbey Eurotext, Paris. 600p.
- Estelle B 2019 Dialyse. (<https://www.sante-sur-le-net.com/maladies/uropologie-nephro/dialyse/>). Consulté le 08/06/2020.
- Faye, O; N'dir, O; Gaye, O; Dieng,Y; Dieng, T; Bah, I.B; Diallo, S. (1998). Les parasitoses intestinales dans le bassin du fleuve Sénégal résultats d'enquêtes effectuées en milieu rural. *Médecine d'Afrique noire*, 45(8-9), 491-495.
- Garcia LS. 2006. *Diagnostic Medical Parasitology*. Washington DC: American Society for Microbiology.
- Gentilini M ; Danis M ; Brucker G ; Duflo B ; Lenoble R. 2983. *Diagnostic en parasitologie*. Masson, Paris. 153p.
- Golvan Y. 2020. Parasitologie et maladies parasitaires. <https://www.universalis.fr/encyclopedie/parasitologie-et-maladies-parasitaires/1-les-progres-de-la-parasitologie/>. (Consulté le 01/03/2020).

- Guesmi M., Messika H. 2018. Prévalence des parasites digestifs chez l'homme dans la wilaya de Blida. Mémoire Master 2 : Parasitologie. Université Saad Dahleb Blida 1,50 pages.
- Guillaume, V. 2007. Parasitologie Fiche pratique-Auto évaluation/ Manipulation. De Boeck et Lorcier, 1^{ère} édition, Paris, 183p.
- Guyot, K ; Sarfati, C ; Derouin, F. (2012). Actualités sur l'épidémiologie et le diagnostic de la Cryptosporidiose. Parasitologie Cryptosporidiose, 53 (304), 21-29.
- Hadj Mohammed F et Mohammedi A.2017. Etude de la prévalence des parasitoses intestinales chez l'enfant diagnostiquée au sein du laboratoire de parasitologie-mycologie médicales du CHU de Tlemcen. Thèse de doctorat : Pharmacie. Université Abou Beker Belkaïd de Tlemcen, 123 pages.
- Halliez, M. C. (2013). Extra-intestinal and long term consequences of *Giardia duodenalis* infections. World Journal of Gastroenterology, 19(47), 8974-8985.
- Hamoudi S, 2010. Anatomie Appareil digestif. 1ère Edition, Paris. 278p.
- Hemphill, A ; Müller, N & Müller, J. (2019). Comparative Pathobiology of the Intestinal Protozoan Parasites *Giardia lamblia*, *Entamoeba histolytica*, and *Cryptosporidium parvum*. Pathogens, 8(3), 116.
- Hoepli R, 1961. Une histoire de la parasitologie, infections in early medicine and science. Guitard Eugène-Humbert, Paris. 95p.
- Hunter PR et Nichols G 2002. Epidemiology and clinical features of *Cryptosporidium* infection in immunocompromised patients. Clinical microbiology reviews, 15(1), 145-154.
- Ian, W. Wilson., Gareth, D. Weedall., Hernan, Lorenzi., Timothy, Howcroft., Chung-Chau Hon., Marc, Deloger., Nancy, Guillén., Steve, Paterson., C, Graham Clark., Neil Hall.(2019). Genetic Diversity and Gene Family Expansions in Members of the Genus *Entamoeba*. Genome Biol Evol, 11(3), 688–705.
- Kasmi H et Saidouni A.2016.Etude de la prévalence des protozooses intestinales diagnostiquées au sein du laboratoire de parasitologie-mycologie du CHU de Tlemcen. Thèse de doctorat : Pharmacie. Université Abou Beker Belkaïd de Tlemcen, 77 Pages.
- Kaufmann J. 1996. Methods. In: Parasitic Infections diseases of domestic Animals. A diagnostic Manual. Birkhäuser, 1-22.
- Lady of Hats 2008 Le cycle reproductif du parasite *Giardia lamblia* (https://fr.wikipedia.org/wiki/Fichier:Giardia_life_cycle_en.svg) Consulté le 22/02/2020.
- Lazrag D et Djelali H.2019.Etude des parasitoses intestinales chez le personnel de cuisine diagnostiquées au sein du laboratoire d'hygiène de EPH de Bouira. Mémoire Master 2 : Microbiologie appliquée. Université Akli Mohand Oulhadj.Bouira, 50 pages.
- Leméteil, D. (2020). Retour d'expérience pour l'examen parasitologique des selles : Revue des techniques et implication pour l'accréditation. Qualité /Accréditation. Revue Francophone des laboratoires, (518), 20-31.
- Lorgeril M. 2011.Infection a *Blastocystis hominis* Epidémiologie, Physiopathologie, Contrôle. Thèse doctorat : Pharmacie. Université de Limoges, 86 pages.

- Manns, B.J., Johnson, J.A., Taub, K., Mortis, G., Ghali, W.A., Donaldson, C. (2002). Dialysis adequacy and health related quality of life in hemodialysis patients. *ASAIO J*, 48(5), 565-569. (Pubmed)
- Marijon, A ; Buffaz, E ; Jourdy, Y ; Louvrier, C. 2020. Parasitologie et Mycologie médicale pratique. De Boeck, 2^{ème} édition, Paris, 269P.
- Mmbaga, B. T., & Houpt, E. R. (2017). Cryptosporidium and Giardia Infections in Children. *Pediatric Clinics of North America*, 64(4), 837–850.
- Mortimer, L., Chadee, K. (2010). The immunopathogenesis of *Entamoeba histolytica*. *Experimental Parasitology*, 126(3), 366-80.
- Muriel, N. (1992). La Cryptosporidiose. Importance de la contamination de l'eau. *Archives-Ouvertes*, 5(5), 319-327.
- Nahavandi, K.H ; Ahmadpur, E ; Carmena, D ; Spotin, A ; Bengoura, B & Xiaol, L .2019. Cryptosporidium infections in terrestrial ungulates with focus on livestock: a systematic review and meta-analysis. *Parasites and vectors* , 12(453), 1-23.
- Narumol, K., Somphob, L., Aulia, R., Pawestri., S, Moonsom. (2019). Host-antibody inductivity of virulent *Entamoeba histolytica* and non-virulent *Entamoeba moshkovskii* in mouse model. *Parasit Vectors*, 12(101), 1-11 (Pubmed).
- Ndiaye, B. Diagne-Guèye, N. M., Soko, T. O., Ndiaye, A. R, Klotz, F. (2017). Amébose intestinale. *EMC Gastroentérologie*, 0(0), 1-10.
- Organisation mondiale de santé (OMS), 1994. Planches pour le diagnostic des parasites intestinaux.
- Organisation mondiale de santé (OMS). 1993. Parasitologie médicale, technique de base pour le laboratoire.
- Organisation mondiale de santé (OMS). 2006. Diagnostic des parasites intestinaux.
- Ouraiba I et Seghir N.2014. Evaluation de la fréquence des parasitoses intestinales chez les enfants scolarisés. Thèse de doctorat : Pharmacie. Université Abou Bekr Belkaïd de Tlemcen, 97 pages.
- Poirriez, J., Smitzis-le flohic, A.M ., Jacquemin, J.L. (1992). Les parasitoses intestinales. IV: La démarche diagnostique. *Concours médical*, 114 (30), 2585-2588.
- Pumipuntu, N; Piratae, S. (2018) Cryptosporidiosis: A zoonotic disease concern, *Veterinary World*, 11(5), 681-686.
- Radaody K, 2007. Techniques coprologique standards en parasitologie. *Biologie clinique*.
- Radermacher , L.2004. Guide pratique de l'hémodialyse. 157 pages.
- Rahmouni H. 2010. Portage parasitaire intestinal chez l'enfant scolarisé dans la Wilaya de Rabat Salé. Thèse Doctorat : Pharmacie. Faculté de Médecine et de Pharmacie de Rabat. Maroc, 58 pages.

Raymond, R. 2003. Les étapes importantes pour la réalisation d'une coprologie parasitaire. *Spectra biologie*, (133) , 49-54.

Rousset, J.J. 1993. Coproparasitologie pratique, Intérêt et Methodologie, Notion sur les parasites du tube digestifs. ESTEM, Paris, 255p.

Santin, M. (2020). Cryptosporidium and Giardia in Ruminants. *Veterinary Clinics of North America: Food Animal Practice*, 36(1), 223–238.

Savel, J. (1988). L'examen de coprologie parasitaire : de la routine aux nouveaux parasites et aux nouvelles techniques. *FeuillBiol*, (29), 37-43.

Wang, Y., Gonzalez-Moreno, O., Roellig, D. M., Oliver, L., Huguet, J., Guo, Y., Feng, Y ; Xiao, L. (2019). Epidemiological distribution of genotypes of *Giardia duodenalis* in humans in Spain. *Parasites & Vectors*, 12(1), 1-10.

Yves M. P 2019 Hémodialyse. (<https://www.hug-ge.ch/nephrologie-hypertension/hemodialyse0>). Consulté le 08/06/20.

Zekri A et Merrouche K.2018. Les protozoaires intestinaux diagnostiqués au laboratoire de l'établissement hospitalier Didouche Mourad. Mémoire Master 2 : Hygiène hospitalière et santé. Université de Frères Mentouri Constantine 1, 59 Pages.

Annexes

Annexe 01 : La Fiche de renseignement.

ETABLISSEMENT HOSPITALIER SPECIALISE EN TRANSPLANTATION D'ORGANES ET DE TISSUS DE BLIDA	
Laboratoire central Unité de Parasitologie – Mycologie	Numéro
Examen parasitologique d'un prélèvement de selles « Fiche de renseignements »	
Nom : Prénom : Age : Sexe :	
Adresse :	
Date et heure de prélèvement :	
Externe <input type="checkbox"/> Hospitalisé <input type="checkbox"/> Service : Médecin traitant :	
Motif d'hospitalisation ou de consultation :	
Symptomatologie cliniques :	
Douleurs abdominales : OUI <input type="checkbox"/> NON <input type="checkbox"/>	
DIARRHÉE : OUI <input type="checkbox"/> NON <input type="checkbox"/>	
Date de début de la diarrhée : Nombre de selles par jour :	
Présence de sang : OUI <input type="checkbox"/> NON <input type="checkbox"/>	
Présence de glaires : OUI <input type="checkbox"/> NON <input type="checkbox"/>	
Constipation : OUI <input type="checkbox"/> NON <input type="checkbox"/>	
Nausées / Vomissements : OUI <input type="checkbox"/> NON <input type="checkbox"/>	
Ballonnement abdominal : OUI <input type="checkbox"/> NON <input type="checkbox"/>	
Amaigrissement : OUI <input type="checkbox"/> NON <input type="checkbox"/>	
Prurit anal : OUI <input type="checkbox"/> NON <input type="checkbox"/>	
Autres :	
Examens complémentaires :	
FNS :	
Autres :	
Pathologies associées :	
Traitement en cours :	
Résultats : Macroscopie :	
Microscopie : Examen à l'état frais :	
Examen après concentration / coloration :	
Blida, le	