

**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**

**Prévalence des parasites digestifs chez l'Homme dans la wilaya de Blida**

**Date :16.09.2018**

**Présenté par :**

Melle Guesmi Meriem

Melle Messika Hafsa

Devant le jury composé de :

<b>Présidente</b>	<b>Mme BOULKOUR S</b>	<b>MCB / BPO</b>	<b>USDB 1</b>
<b>Examineur</b>	<b>Mr BENDJOUDI D</b>	<b>MCA/BPO</b>	<b>USDB 1</b>
<b>Promotrice</b>	<b>Mme TAIL G</b>	<b>Pr/ BPO</b>	<b>USDB 1</b>
<b>CO-Promoteur</b>	<b>Mr ZIAM H</b>	<b>MCA/BPO</b>	<b>USDB 1</b>

**Promotion 2017/2018**

## **Remerciements**

*Avant tout nous remercions Allah de nous avoir donné le courage et la sagesse pour pouvoir mener à terme ce Modeste travail.*

**A notre encadreur de mémoire et chef Département de Biologie des Populations et des Organismes, professeur Taïl Ghania :**

*Votre disponibilité constante, votre rigueur scientifique, votre amour du travail bien fait, ajoutés à vos innombrables qualités humaines, en particulier votre simplicité, votre gentillesse et votre humilité nous ont séduit tout au long de ce travail.*

*Permettez-nous après ce modeste témoignage, de vous exprimer, nos sincères remerciements et notre profonde gratitude.*

**Notre Co- encadrant de mémoire de fin d'étude, Docteur ziam H Maître de conférence A en parasitologie- Blida.**

*Vous nous avez fait un grand honneur en acceptant de nous confier ce travail. Nous tenons à vous remercier pour vos précieux conseils, vos aides, votre patience et votre soutien. Nous sommes très touchés par vos qualités professionnelles et humaines qui nous a servis d'exemple tout au long de notre recherche. Nous voudrions également vous témoigner notre gratitude pour qui nous a été utile afin de mener notre travail à bon port. Veuillez trouver ici, Docteur, l'expression de notre profonde gratitude.*

**À notre présidente du jury de thèse**

**Mme BOULKOURE S**

**de conférence B en parasitologie- Blida.**

*C'est un grand honneur de vous trouver parmi nos juges. Nous vous remercions pour l'amabilité avec laquelle vous avez accepté de siéger à la présidence de ce jury.*

**À notre L'examineur thèse**

**Monsieur Bendjoudi Dj**

**Maître conférence A**

*De nous avoir fait l'honneur de juger notre travail et d'assister à la soutenance de notre mémoire.*

*Enfin, nous remercions toutes les personnes qui, de près ou de loin, Ont contribué à l'élaboration de ce mémoire.*

*DEDICACE*

*A la mémoire de ma grand-mère*

*Aucun mot ne pourra exprimer ma grande tristesse en ton absence,  
Ton visage gai et souriant, Ta tendresse infinie, 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 mes très chers parents*

*Aucun mot ne saurait exprimer ma profonde gratitude et ma sincère  
reconnaissance envers les deux personnes les plus chères à mon cœur !*

*Si mes expressions pourraient avoir quelque pouvoir, j'en serais  
profondément heureuse. Je vous dois ce que je suis. Vos prières et vos  
sacrifices m'ont comblé tout au long de mon existence. Que ce mémoire  
soit au niveau de vos attentes, présente pour vous l'estime et le respect  
que je voue, et qu'elle soit le témoignage de la fierté et l'estime que je  
ressens. Puisse dieu tout puissant vous procurer santé, bonheur et  
prospérité.*

*A mon adorable sœur Amel, et mon frère Mohamed Walid*

*Pour vos encouragements continus, j'espère que j'étais un bon exemple  
pour vous et que vous aurez fait plus que moi. Il faut toujours rappeler  
que tout est possible à ce qui croit, que Dieu vous protège et vous  
accorde une bonne santé et une longue vie.*

*A mes deux tantes Khadoudja, Souad et son mari abed al latif et ses  
filles Asma et Nassima et Nesrin et la petite princesse alea*

*Merci beaucoup pour votre l'amour et votre soutien*

*A mes tantes*

*Fadila ,Messaoud et yassina*

*A mes Oncles*

*Abderrahmane, Mohamed, Mohamed et Hakim*

*A mes cousins et cousines*

*A tous les membres de ma famille, petits et grands*

*A mes chères ami(e)s*

*Hafsa.....*

## *Dédicaces*

*Je dédie ce modeste travail et ma profonde gratitude :*

*A mes très chers parents ;*

*C'est avec joie et fierté que je dédie ce travail, à deux personnes : Pour leur amour, leur affection, et la meilleure éducation qu'ils m'ont donnée ; pour leur encouragement, leurs grands sacrifices et leur aide qui m'a permis d'aboutir à ce que je suis maintenant. Ces personnes sont : mon très cher papa et ma très chère maman, à qui je souhaite une très bonne santé et une longue vie. Je t'aime énormément...*

*A mes adorables sœurs Ikram, Khaoula, Fadhila et ses enfants  
Nourhane, Mouhamed Amin*

*En témoignage de l'attachement, de l'amour et de l'affection que je porte pour vous je vous dédie ce travail avec tous mes vœux de bonheur, sante et de réussite*

*Ames chers frères Mohamed, Samir, Oussama*

*A mon fiancé Bouzide fares ;*

*Je te remercie pour votre encouragement et ton soutien inconditionnel durant toutes ces dernières années ton amour et ton affection remplissent mes jours de bonheur.*

*A mon adorable binôme Hafsa ;*

*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.*

*À Mes chers cousins et cousines ;*

*J'ai toujours apprécié, l'estime que vous portez à mon égard, sachez qu'elle est réciproque. Puissions-nous rester toujours ainsi dans la tendresse, le bonheur et la solidarité.*

*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 ;*

*Afaf, Soumia, Nora, Meriem, .*

*A ma promotion et tous les étudiants de la parasitologie.*

*Guesmi Meriem*

## **TABLES DES MATIERES**

Liste des figures .....	
Liste des tableaux .....	
Liste des abréviations .....	
Introduction .....	1

## **PARTIE THEORIQUE**

<b>Chapitre 1 : Parasites et parasitoses digestives.....</b>	<b>3</b>
1.Définitions.....	3
2Historique.....	3
3.Classification des parasites impliqués dans les infections digestives chez l’homme.....	3
3.1 Protozoaires digestifs .....	3
3.1.1 Flagelles.....	4
3.1.1.1 Giardiose à <i>Giardia duodenalis</i> .....	5
3.1.1.2 <i>Trichomonas intestinalis</i> .....	7
3.1.2 Amibiases dues aux amibes.....	8
3.1.2.1 Amibe pathogène.....	9
3.1.2.2 Amibes non pathogène.....	11
3.1.3 Ciliés.....	12
3.1.4 Blastocyste.....	15
3.2 Helminthes intestinaux .....	17
3.2.1Némathelminthes.....	18
3.2.1.1 <i>Ascaris lumbricoïdes</i> .....	18
3.2.1.2 <i>Enterobius vermicularis (Oxyure)</i> .....	20
3.2.1.3 <i>Trichuris trichiura</i> .....	22

3.2.2 Plathelminthes.....	24
3.2.2.1 Cestode.....	24
3.2.2.1.1 <i>Taenia saginata</i> .....	24
3.2.2.1.2 <i>Taenia solium</i> .....	27
3.2.2.1.3 <i>Hymenolepis nana</i> .....	29

## **Chapitre 2 :Diagnostic et Traitement des parasites digestives**

1.Diagnostic des parasitoses digestives.....	31
1.2Examen macroscopique .....	31
1.3 Examen microscopique.....	32
1.3.1Examen direct à l'état frais.....	32
1.3.2Examen direct après coloration.....	32
1.3.3Examen microscopique après concentration.....	33
2.Traitement des parasitoses digestives .....	33

## **PARTIE PRATIQUE**

1.Matériels et méthodes.....	35
1.1site d`échantillonnag .....	35
1.1.1 Situation géographique .....	35
1.1.2 Climat de Blida.....	36
1.2 Echantillonnage.....	36
1.3 Diagnostic coprologique.....	37
1.3.1Examen macroscopique.....	37
1.3.2 Examens microscopiques.....	37
1.3.2.1Examen à frais sans coloration.....	37
1.3.2.2Examen à frais avec coloration au Lugol.....	38

1.3.2.3 Flottation et concentration.....	39
1.4 Analyses statistiques .....	40
2.Résultats.....	42
2.1.Nombre total de selles traitées par technique coprologique.....	42
2.2.Nombre de personnes parasités en fonction de la technique coprologique .....	42
2.3.La régression logistique binaire.....	43
2.4 Patients du laboratoire d'hygiène et de santé publique de Blida (LHSPB).....	43
2.5 Patients du laboratoire de parasitologie de l'hôpital de Boufarik (LPHB) et laboratoires privés d'analyses médicales (LPAM).....	45
2.6 Patients volontaires vivant dans le bidonville à Blida (PSVBB).....	47
3. Discussion.....	48
4.Conclusion.....	50



## Liste des abréviations

AD : Adulte

*A. lumbricoides* : *Ascaris lumbricoïdes*

*B. coli* : *Balantidium coli*

*B. hominis* : *Blastocystis hominis*

Cp : comprimé

EPS : Examen parasitologie des selles.

*E. vermicularis* : *Enterobius vermicularis*

*E. h* : *Entamoeba histolytica*

*E. histolytica* : *Entamoeba histolytica*

*E. histolytica minuta* : *Entamoeba histolytica minuta*

*F. hepatica* : fasciola hepatica

FV : Forme végétative

*G. duodenalis* : *Giardia duodenalis*

HD : hôte définitif

HI : hôte intermédiaire

IN : intestin

Jrs : jours

J : jour.

LHSP : laboratoire d'hygiène et de santé publique de Blida.

LPHB : laboratoire de parasitologie de l'hôpital de Boufarik.

LPAM : laboratoires privés d'analyses médicales.

L : stade larvaire

MIF : Merthiolate-iode-formol

PSVBB : personnes saines volontaires vivant dans le bidonville à Blida.

ST : Scotch-test.

S/E : Sous embranchement.

Ss : système sensoriel

*T. saginata* : *Taenia saginata*

T. trichura : *Trichuris trichura*

*T. solium* : *Taenia solium*

TD : tube digestif.

## Liste des figures

Figure 1. Forme végétative de <i>G. duodenalis</i> .....	5
Figure 2. Forme kystique de <i>G. duodenalis</i> .....	6
Figure 3. Cycle évolutif de <i>Giardia intestinalis</i> .....	7
Figure 4. Structure du trophozoïte de <i>T. intestinalis</i> .....	8
Figure 5 : Forme végétative d' <i>Entamoeba histolytica</i> .....	9
Figure6: Forme végétative d' <i>Entamoeba histolytica minuta</i> .....	9
Figure 7 : Kyste d' <i>Entamoeba histolytica</i> .....	10
Figure 8 : Cycle évolutif d' <i>Entamoeba histolytica</i> .....	10
Figure9 : Forme végétative d' <i>Entamoeba coli</i> . .....	11
Figure10 : kyste d' <i>Entamoeba coli</i> . .....	11
Figure11 : Forme végétative d' <i>Entamoeba hartmani</i> .....	12
Figure12: Kyste d' <i>Entamoeba hartmani</i> .....	12
Figure 13: Forme végétative d' <i>Endolimax nanus</i> .....	12
Figure 14 : Kyste d' <i>Endolimax nanus</i> . .....	12
Figure 15 : Forme végétative de <i>Pseudolimax butschlii</i> .....	12
Figure 16 : Kyste de <i>Pseudolimax butschlii</i> . .....	12
Figure 17 : Forme végétative et kystique de <i>Balantidium coli</i> .....	13
Figure 18 : Cycle évolutif d' <i>Entamoeba histolytica</i> .....	14
Figure 19 : Les quatre formes de <i>Blastocystis sp</i> .....	15
Figure 20 : Cycle évolutif de <i>Blastocystis sp</i> .....	16
Figure 21 : Oeufs d' <i>A. lumbricoïdes</i> .....	19

Figure 22 : Vers adulte d' <i>A. lumbricoïdes</i> .....	19
Figure 23 : Cycle évolutif d' <i>A. lumbricoïdes</i> chez l'homme et le porc .....	20
Figure 24 : Œufs d' <i>Enterobius vermicularis</i> .....	21
Figure 25 : Femelle d' <i>Enterobius vermicularis</i> .....	21
Figure 26 : Cycle évolutif d' <i>E. vermicularis</i> .....	22
Figure 27 : Œuf de <i>Trichuris trichura</i> .....	23
Figure 28 : Adultes de <i>Trichuris trichura</i> (mâle et femelle).....	23
Figure 29: Cycle évolutif de <i>Trichuris trichura</i> chez l'homme et le mouton.....	23
Figure 30 : Œuf de <i>Taenia. Sp.</i> .....	25
Figure 31 : Adulte de <i>Taenia saginata</i> .....	25
Figure 32 : Cycle évolutif de <i>T. saginata</i> .....	26
Figure 33 : Adulte de <i>Tænia solium</i> .....	27
Figure 34: Cycle évolutif de <i>T. solium</i> chez l'homme et le porc.....	28
Figure 35: Œufs d' <i>Hymenolepis nana</i> .....	30
Figure 36 : Adulte d' <i>Hymenolepis nana</i> .....	30
Figure 37 :Cycle évolutif d' <i>H. nana</i> .....	31
Figure 38 : carte de Blida avec le chef-lieu.....	35
Figure 39 : Différentes étapes de préparation de selles pour l'examen à frais.....	38
Figure 40 : Mouvements en zig-zag effectué pour la lecture de la lame porte objet.....	38
Figure 41 : Différentes étapes de la méthode de coloration au lugol.....	38
Figure 42 : Les différentes étapes de la technique de flottation et concentration.....	40
Figure 43. Femelle d' <i>Enterobius vermicularis</i> et les œufs.....	44
Figure 44. <i>Blastocystis hominis</i> GX40 .....	44

Figure 45. Kyste d' <i>Entamoeba coli</i> X40.....	44
Figure 46. Kyste de <i>B. coli</i> , G X 40 .....	46
Figure 47. Œufs <i>A. lumbricoides</i> G X 40.....	46
Figure 48. Œufs de <i>Paragonimus</i> sp.....	46
Figure 49. Oeuf de <i>T. trichura</i> G X 40.....	46

## Liste des tableaux

Tableau n° 1 : Classification des Protozoaires .....	4
Tableau n° 2 : Caractéristique des principales espèces de Protozoaire intestinales .....	4
Tableau n° 3 : Morphologie des formes parasitaires des agents non pathogènes.....	annexe 1
Tableau n°4 : Classification des métazoaires .....	17
Tableau n°5 : Caractéristique des principales espèces d'helminthe intestinales.....	18
Tableau n°6 : Techniques de coloration.....	annexe 1
Tableau n°7 : Techniques de concentration physiques.....	annexe 1
Tableau n°8 : Techniques de concentration diphasiques.....	annexe 1
Tableau n°9 : Techniques spéciales.....	annexe 1
Tableau n°10 : Traitement de déférent maladie parasitaire.....	34
Tableau n°11 : Avantages et inconvénients des 3 solutions de flottation utilisées dans le diagnostic coprologique des parasitoses digestifs chez l'Homme.....	39
Tableau n° 12 : Nombre total de selles traitées par technique coprologique.....	42
Tableau n° 13 : Nombre de personnes parasités en fonction de la technique coprologique....	42
Tableau 14 : résultat de la régression logistique binaire.....	43
Tableau 15 : Prévalence des parasites digestifs chez les patients du LHSPB en fonction de la technique coprologique.....	43
Tableau 16 : Prévalence des parasites digestifs chez les patients du LPHB et ceux du LPAM en fonction de la technique coprologique.....	45
Tableau 17 : Prévalence des parasites digestifs chez les patients du PSVBB.....	47

## Résumé

Pour déterminer la prévalence des parasites digestifs chez l'homme, une étude a été conduite de mars à juin 2018, dans la wilaya de Blida. Un total de 201 selles ont été collecté dans 3 sites (ou institutions) le laboratoire d'hygiène de la Wilaya de Blida, le bidonville de Blida, l'hôpital de Boufarik et un laboratoire privé d'analyse médicale. Chaque selle a subi un examen à l'état frais puis traitée par 3 solutions de flottations, notamment la solution concentrée de chlorure de sodium, de saccharose et chlorure de zinc. Il a été identifié 9 parasites digestifs dont 5 protozoaires «*E. nana*, *E. col*, *B. hominis*, *B. coli* et *Giardia* », trois nématodes «*E. vermicularis* A. *lumbricoides*, *T. trichura*» et un trématode *Paragonimus* sp. Le taux de positivité a été de 26,53 % pour l'état frais, 66,32 % pour la solution du chlorure de sodium, 57,14 % pour la solution du saccharose et 100 % pour la solution du chlorure de Zinc. Le taux de détection avec le chlorure de zinc est plus élevé par rapport aux autres solutions ( $p < 0,00001$ ). La fréquence des parasites a variée selon le site d'étude, les prélèvements avérés négatifs sont plus fréquents au niveau du laboratoire privé par rapport aux autres sites ( $p < 0,0001$ ). *Enterobius vermicularis* sont fréquemment détectés au niveau du laboratoire privé ( $p < 0,0001$ ). *Ascaris lumbricoides* et *Giardia* sont plus fréquents chez les patients du bidonville ( $p < 0,0001$ ). La régression logistique binaire a montré que seul l'habitat constitue un facteur de risque important quant au parasitisme gastro-intestinal. Il est important d'instaurer un système de vulgarisation sur l'importance de ces parasites notamment *Paragonimus* sp parasite pulmonaire qui peut évoluer sous forme d'une bronchite asthmatiforme avec hypersécrétion bronchique.

### Mots clés :

Parasites digestifs ; prévalence ; protozoaires ; nématodes ; trématode ; solutions de flottations ; Blida ;

## **Abstract**

To determine the prevalence of digestive parasites in humans, a study was conducted from March to June 2018, in the wilaya of Blida. A total of 201 stools were collected in 3 sites (or institutions) the hygiene laboratory of the Wilaya of Blida, the shantytown of Blida, Boufarik hospital and a private laboratory of medical analysis. Each saddle was examined fresh and then treated with 3 solutions of flotation, including the concentrated solution of sodium chloride, sucrose and zinc chloride. It has been identified 9 digestive parasites including 5 protozoa "E. nana, E. coli, B. hominis, B. coli and Giardia ", three nematodes' E. vermicularis A. lumbricoides, T. trichura "and a trematode Paragonimus sp. The positivity rate was 26.53% for the fresh state, 66.32% for the sodium chloride solution, 57.14% for the sucrose solution and 100% for the Zinc chloride solution. The detection rate with zinc chloride is higher compared to other solutions ( $p < 0.00001$ ). The frequency of the parasites varied according to the study site, the samples found to be negative are more frequent at the level of the private laboratory compared to the other sites ( $p < 0.0001$ ). Enterobius vermicularis are frequently detected at the private laboratory level ( $p < 0.0001$ ). Ascaris lumbricoides and Giardia are more common in slum patients ( $p < 0.0001$ ). Binary logistic regression showed that only habitat is a significant risk factor for gastrointestinal parasitism. It is important to establish a system of extension on the importance of these parasites including Paragonimus sp parasite pulmonary which can evolve in the form of asthmatic bronchitis with bronchial hypersecretion.

### **Key words:**

digestive parasites; prevalence; protozoa; solutions of flotation; Blida.



## ملخص

لتحديد مدى انتشار الطفيليات الهضمية في البشر، أجريت دراسة من مارس إلى يونيو 2018، في ولاية البليدة. تم جمع 201 براز في 3 مواقع (أو مؤسسات) لمختبر النظافة في ولاية البليدة، وقرية البليدة، ومستشفى بوفاريك، ومختبر خاص للتحليل الطبي.

تم اجراء فحص كل للبراز بما في ذلك الفحص المجهرى المباشر الطازج ثم تم معالجته بـ 3 محاليل تعويم، بما في ذلك المحلول المركّز من كلوريد الصوديوم والسكروز وكلوريد الزنك.

وقد تم تحديد 9 طفيليات هضمية بما في ذلك <<E. coli, E. nana, B. hominis, B. coli and Giardia ' >> وثلاثة <<nematodes A. lumbricoides, E. vermicularis, T. trichura. ' > و واحد <paragonimus sp> trématode

كان معدل الإيجابية 26.53 % في الفحص المجهرى المباشر الطازج، 66.32 % لمحلول كلوريد الصوديوم، و (14,57% لمحلول السكروز و 100 % لمحلول كلوريد الزنك.

معدل الكشف مع كلوريد الزنك أعلى مقارنة بالمحاليل الأخرى (p > 0.00001). وتختلف تواتر الطفيليات باختلاف موقع الدراسة، وكانت العينات التي وجد أنها سالبة أكثر تواترا على مستوى المختبر الخاص مقارنة بالمواقع الأخرى (p > 0.0001). وكثيرا ما يتم اكتشاف Enterobius vermicularis على مستوى المختبر الخاص (p > 0.0001). أسكاريس lumbricoides و Giardia أكثر شيوعا في الأحياء الفقيرة (P > 0.0001). أظهر الانحدار اللوجستي الثنائي أن الموطن هو العامل الوحيد الذي يشكل خطر كبير لتطفل المعدة المعوية. من المهم إنشاء نظام التمديد على أهمية هذه الطفيليات بما في ذلك Paragonimus sp الطفيلية الرئوية التي يمكن أن تتطور في شكل التهاب الشعب الهوائية الربو مع فرط الشعب الهوائية.

### الكلمات المفتاحية:

الطفيليات الهضمية ; انتشار ; البروتوزوا ; محاليل تعويم ; البليدة .

## Introduction

Les parasitoses digestives constituent un sérieux problème de santé publique dans le monde. Il a été estimé à plus de trois milliards de personnes infestées par les parasites intestinaux (Keiser et Utzinger, 2010).

Un parasite, c'est tout être vivant qui pendant une partie ou la totalité de son existence, se nourrit en permanence ou temporairement de diverses substances ou du contenu intestinal (parasite intestinal) d'un autre être vivant sans détruire ce dernier, tout au moins quand leur nombre n'est pas trop grand (Ngbabo, 2008).

L'intestin de l'homme peut être colonisé par diverses espèces parasitaires, provoquant des parasitoses bénignes prenant aspect gravissime pouvant conduire à la mort certaine des patients (Nicolas, 2002). Plusieurs parasites digestifs peuvent infester l'homme, notamment des cestodes (*Taenia*, *Hymenolepis*, *Diphyllobothrium*, *Dipylidium*), des trématodes (*Fasciola*, *Fasciolopsis*, *Opisthorchis*, *Clonorchis* et *Schistosoma*), des nématodes (*Ascaris*, *Enterobius*, *Strongyloides*, *Ancylostoma*, *Trichuris*, *Trichinella* et *Acanthocephala*), des protozoaires (*Giardia*, *Chilomastix*, *Retormonas*, *Entamoeba*, *Endolimax*, *Iodomoebida*, *Cryptosporidium* et *Sarcocystis*) (Melhorne, 2008).

Ces parasites précités infestent l'homme, dans tous les continents et sous tous les climats, avec des prévalences variables en fonction des pays. Elles ne sont pas à l'apanage des seules régions tropicales même dans les continents européens, il peut être judicieux d'évoquer une cause parasitaire dans un contexte épidémique après consommation de certains produits alimentaires (Desoubeaux et Duong, 2011). L'amibiase constitue la troisième cause de mortalité après le paludisme et les bilharzioses (Coudert et Dreyfuss, 2010), la prévalence mondiale d'*Entamoeba histolytica* est de 50 millions de cas/an infectant 10% de la population mondiale et 90 % de porteurs asymptomatiques avec 40.000 à 100.000 décès par an (Benazzou, 2010). Un total de 77 millions de personnes sont porteuses de *T. saginata* dans le monde (Fahmey et al., 2015), 10 millions de personnes sont atteintes de trichinellose (Murrell et al, 2011) et 2594 personnes sont atteintes par *F. hepatica* dans 42 pays (Mas-Coma et al., 1999).

Pour ne citer que ces parasites, plusieurs facteurs contribuent à la recrudescence de ces parasites parmi lesquelles on note les conditions climatiques, le défaut d'hygiène, la promiscuité, l'éducation sanitaire insuffisante, l'usage des engrais humains contribuent

grandement à l'extension des parasitoses digestives, en augmentant la transmission et perpétuant les cycles parasitaire (Bouchaud et Aumaitre, 1999, Santiso, 1997).

L'anamnèse associée aux signes cliniques permet de poser une suspicion clinique, cependant, les symptômes de parasitoses digestives sont fugaces et ne permet un diagnostic de certitude (Junod, 2000) Le recours au diagnostic de laboratoire (biologique) s'impose pour un diagnostic de certitude et une bonne prise en charge des patients. Nonobstant, le diagnostic parasitologique n'est pas toujours simple, la mise en évidence de parasites, dans les selles sous, ses différentes formes (œuf, larves, kystes, forme végétative, vers adultes etc...) nécessitent l'emploi de plusieurs techniques, telles que l'examen à frais avec coloration au lugol, l'iode, le bleu de méthylène couplée à la flottation avec différentes solutions de saturation notamment le chlorure de sodium, le saccharose, et le chlorure de zinc etc.... (Mougeot, 2001).

L'objectif de cette étude est de déterminer la prévalence des parasites digestifs chez l'homme (personnel de la restauration collectif, patients suspects et personnes saines), en utilisant techniques de flottation avec différentes solution, 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.

## **Chapitre 1 : Parasites et parasitoses digestives**

### **1 Définitions**

Les parasitoses digestives touchent le tractus digestif dans sa totalité et représentent le résultat pathologique du contact précédent entre un parasite et son hôte. Elles se manifestent généralement par des symptômes d'ordre digestif allant de la diarrhée à la constipation associées ou non aux douleurs abdominales. Les helminthiases et les protozooses constituent les deux grands volets des parasitoses intestinales (Benouis et al., 2013).

### **2 Historique**

La parasitologie fut connue de l'homme depuis l'antiquité égyptienne, mésopotamienne etc.. (Melhorn, 2008). La parasitologie actuelle plonge ses racines au milieu du XVIIe siècle, lorsque Francesco Redi découvrit les ascaris en 1684. Les connaissances sur la parasitologie progressent avec Dubini en 1843 qui découvrit l'espèce *Ankylostome duodénale*, ensuite les découvertes se sont multipliées en 1875, Loesch découvrit l'amibe dysentérique et son rôle pathogène. En 1876 un normand découvrit l'anguillule au Vietnam. Chez des soldats atteints la diarrhée. En 1907 *Cryptosporidium* sp a été découverte par Tyzzer chez les souris, et en 1927 le premier cas humain de microsporidiose fut décrit par Torres au Brésil.

### **3 Classification des parasites impliqués dans les infections digestives chez**

#### **l'homme**

Les parasites digestifs de l'homme peuvent être subdivisés, selon leur forme microscopique, en deux grands groupes qui sont les protozoaires parasites unicellulaires (Fletcher et al 2012) et les helminthes plutôt pluricellulaires (Suzuki et al., 2013).

#### **3.1. Protozoaires digestifs**

Ce sont des êtres unicellulaires doués de mouvement : selon les cas, ils se déplacent grâce à des plasmodies ou pseudopodes (rhizopodes), des flagelles, une membrane ondulante ou des cils. Ils se présentent sous forme asexuée ou sexuée, mobiles capables de se diviser, ou enkystés, intra- ou extracellulaire (Chabasse et al., 1999, Boucher et Nouaille, 2002).

##### **➤ Systématique**

L'appareil locomoteur représente le critère principal de classification des protozoaires. Ils sont subdivisés en quatre embranchements auxquels appartiennent les espèces parasites du tube digestif (Schmidt et Robert, 1989). Le tableau 1 montre la classification des différents protozoaires parasites du digestif de l'homme, les genres importants et leurs familles.

**Tableau 1 :**Classification simplifiée de protozoaires parasites du tube digestif de l'homme

Règne	Embranchement	Classe	Ordre	Familles	Genre
Protozoaires	Sarcostomastogophora	Rhizopode (Lobosida)	amoebida	Enyamoebidae	<i>Entamoeba, Endolimax, Pseudolimax, blastocystis</i>
		Zoomastigophora	retortamonidida	Retortamonadidae	<i>Retortamonas, chilomastix</i>
			diplomonadida	Hexmitidae	<i>Giardia</i>
				Enteromonadidae	<i>Enteromonas</i>
	Trichomonadida	Trichomonadidae	<i>Pentatrichomonas</i>		
		Monocercomonadidea	<i>Dientamoeba</i>		
	Apicomplexa (sporozoaires)	sporozoea	eucoccidida	Emeritidae	<i>Isospora</i>
				Cryptosporidiidae	<i>Cryptosporidium</i>
Microspora	Microsporea	Microsporida		<i>Encephalotozoon, Enterocytozoon</i>	
Ciliophora	Kinetofragminophora	Trichostomatida	Balantidae	<i>Balantidium</i>	

Rey et al,2005

Dans le cadre du diagnostic de confirmation d'une suspicion clinique, l'identification de ces protozoaires se fait sur les différents stades parasitaires qu'on retrouve dans les selles tels que les formes kystiques, les formes végétatifs. La différence entre les espèces pathogènes et peu pathogènes ou non pathogènes s'impose dans un cadre pathologique (Nozais, 1996, Rey et al., 2005)

Tableau2. Caractéristique des principaux protozoaires intestinaux.

Espèces	Fréquence	Type de parasite	Stade parasitaire	Transmission
<i>E. histolytica</i>	+++	Mésoparasite	Kyste mur a 4 noyaux	Oral
<i>G. intestinalis</i>				
<i>E. hominis</i>				
<i>B. coli</i>				
<i>B. hominis</i>			kyste	

+++ très fréquent.

(Nozais, 1996, Rey et al., 2005)

### 3.1.1 Flagelles

Ce sont des protozoaires pourvus d'un ou de plusieurs flagelles permettant le mouvement, ils se présentent, comme les amibes, sous deux aspects morphologiques différentes. Les trophozoïtes, forme mobile, sont pourvu de flagelles et les kystes sont à double paroi constitue les formes résistances et infestantes (Saghrouni 2010).

### 3.1.1.1 Giardiose à *Giardia duodenalis*

*G. duodenalis* est responsable de la giardiose, protozoose intestinale la plus répandue dans le monde (Guillaume, 2007, Buffaz et al, 2014). Le parasite autrefois appelée *Lambliia intestinalis*, est un flagellé du duodénum et jéjunum de l'homme (Jacquemin et Jacquemin, 1980). Parasite cosmopolite, plus fréquente en zones tropicales et intertropicales qu'en zones tempérées (Sulaiman *et al.*, 2004; Brandonisio, 2006). *G. intestinalis* se présente sous 2 stades parasitaires, la forme végétative et la forme kystique (Adam, 2001).

#### a. Forme végétative (FV) ou trophozoïte

Il a un aspect est piriforme. Le trophozoïte mesure 6 à 10 µm de largeur sur 10 à 20 µm de longueur pour une épaisseur de 2 à 4 µm (figure 1). Il possède une dépression ventrale qui joue un rôle dans la fixation du parasite aux cellules intestinales. L'extrémité antérieure est arrondie et l'extrémité postérieure est pointue. Il est mobile grâce à quatre paires de flagelles, 2 flagelles antérolatéraux, 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. Deux flagelles caudaux, prenant leur origine entre les noyaux et sortant par la face ventrale à l'extrémité postérieure du parasite et 2 flagelles ventraux épais, au fond du sillon formé par la concavité de la face ventrale (Hashimoto et al., 1998, Manning et al., 2011). Un axostyle partage le corps en deux moitiés symétriques contenant chacune un gros noyau à contours ovalaires situés dans le tiers antérieur. Transversalement, deux structures parallèles en forme de bâtonnets plus ou moins incurvés (Hashimoto et al., 1998, Manning et al., 2011). Lors de son observation à l'objectif à immersion, il ressemble à un «visage de clown» (Conboy, 1997).

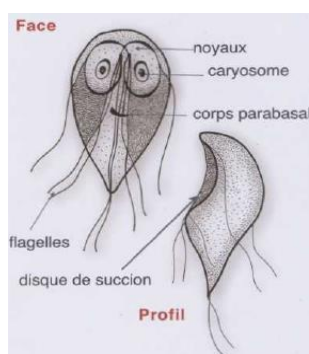


Figure 1. Forme végétative de *G. duodenalis* (Guillaume, 2007)

## b. Forme kystique

Le kyste est une forme de résistance. Il est ovalaire, une paroi à double contour avec une épaisseur de 0,3-0,5  $\mu\text{m}$  et mesure 7 à 10 de large sur 8 à 12  $\mu\text{m}$  de long (Mok et al., 2005 ; Chatterjee et al., 2010). Le kyste renferme 2 à 4 noyaux, des résidus de flagelles et de corps médians, donnant l'impression de contenir un « S » au centre et correspondant à deux trophozoïtes incomplètement séparés mais formés (figure 2).

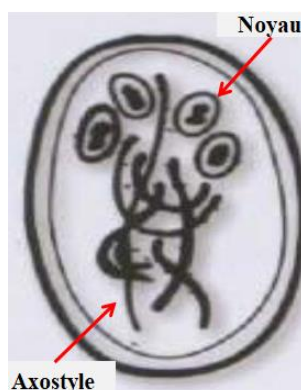
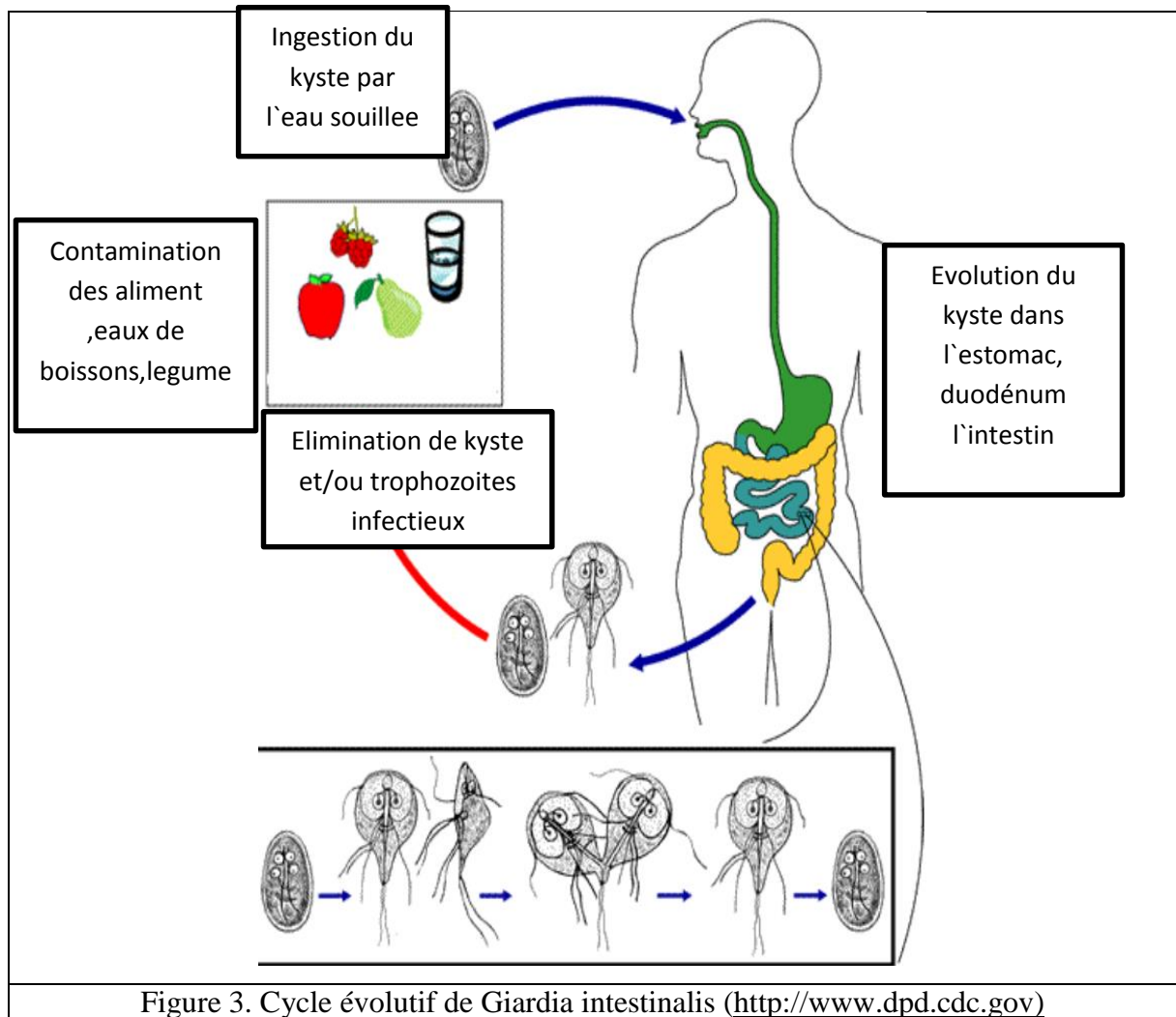


Figure 2. Forme kystique de *G. duodenalis* (Guillaume, 2007).

## c. Cycle évolutif

La figure 3 montre les différentes étapes du cycle évolutif de *G. duodenalis*. L'infection commence par l'ingestion de kystes à quatre noyaux. Le passage dans l'estomac, avec la baisse de pH, suivi d'une remontée du pH dans l'intestin, conduit à la lyse de la paroi du kyste qui libère un excyzoïte à quatre noyaux dans le duodénum. Celui-ci évolue en forme végétative ou trophozoïte. Les trophozoïtes s'accrochent à la muqueuse intestinale grâce au disque ventral. Ils se multiplient et prolifèrent par scissiparité. C'est eux seuls qui sont responsables des symptômes. Une partie de la population évolue en kystes au niveau du côlon. Ceux-ci seront expulsés avec les selles et pourront résister de longues périodes en attendant une ingestion (Lewis et Freedman, 1992).

La formation du kyste a lieu dans jéjunum sous l'action des sels biliaires. Les FV s'immobilisent, diminuent de taille et s'entourent d'une membrane de plus en plus épaisse. Les deux noyaux se divisent pour donner un kyste mur à 4 noyaux; ce kyste contient ainsi deux entités (Bittencourt-Silvestre et al., 2010, Sulemana et al., 2014). Leur formation varie dans le temps, leur nombre diminue progressivement et disparaît entre 7 à 10 jours d'où la période muette correspondant à l'absence de kyste (figure 3).



#### d. symptôme

La giadiose à *G. duodenalis* est asymptomatique dans 70 % des cas. Une diarrhée aqueuse au début avec un syndrome abdominal douloureux témoin d'une duodénite parasitaire. On note des troubles digestifs en particulier des nausées (Guillaume, 2007). Il s'agit d'une maladie liée au péril fécal, dont la prévention repose essentiellement sur l'hygiène individuelle et collective. En revanche, l'eau de boisson non contrôlée peut être une source d'infection dans toutes les zones géographiques. Des sorbets ou crèmes glacées préparées avec une eau contaminée ont été, dans certains pays, à l'origine d'épidémies (Anofel, 2014).

#### 3.1.1.2 *Trichomonas intestinalis*

C'est un parasite cosmopolite vivant dans la lumière du colon sous forme végétative sans donner de kyste (Guillaume 2007). Il vit au contact des muqueuses en provoquant une inflammation superficielle mais il est incapable de pénétrer dans les tissus (moulinier, 2003).



## a. Morphologie

La figure 4 montre la structure du trophozoïte de *T. intestinalis*. C'est un protozoaire pourvu qu'un seul stade parasitaire, le trophozoïte, la forme végétative. Il mesure 6 à 15 µm de long sur 7 à 10 µm de large. Il est de forme ovoïde en amande avec un gros noyau et 3 flagelles. Il est maintenu par un axostyle dont la pointe est en arrière (Pays, 2002).



Figure 4. Structure du trophozoïte de *T. intestinalis* ( ????? )

## b. Cycle évolutif

Le cycle est monoxène chez l'homme, en l'absence de formes kystiques connues, on admet que les formes végétatives sont capables de résister un mois dans un milieu humide. Ce dernier assure la contamination d'un nouveau sujet (Jacquemin et Jacquemin, 1980). La multiplication se fait par division binaire dans le sens longitudinale (Anofel, 2014)

## c. symptôme

Très souvent on ignore les porteurs du parasite. *T. intestinalis* peut entraîner un état de colite chronique et ne semble jouer un rôle clinique que sur des terrains sensibilisés par d'autres facteurs pathogènes (Jacquemin et Jacquemin, 1987).

### 3.1.2 Amibiases dues aux amibes

Ce sont les protozoaires, responsables des amibiases chez l'homme et les animaux, amiboïdes se déplaçant par émission de pseudopodes (Moulinier, 2003), un seul ordre, celui des *Amibiens* qui se multiplie par division binaire et ont une forme de résistance et de dissémination, le kyste. Parmi les multiples amibes existant à l'état libre dans la nature, seules quelques espèces peuvent parasiter l'organisme humain. ainsi, quatre genres principaux peuvent être retrouvés dans les selles : *Entamoeba*, *Endolimax*, *Pseudolimax* et *Dientamoeba* (Belkaid et al., 1992). L'amibiase est cosmopolite, mais particulièrement implantée dans les pays chauds. Les zones de large endémie (John, 2002).

### 3.1.2.1 Amibe pathogène

*Entamoeba histolytica histolytica* est la seule espèce responsable de l'amibiase maladie qui nécessite une prise en charge. Elle existe sous deux formes (Guillaume 2007), deux formes végétatives à *E. h.* type *histolytica*, *E. histolytica* type *minuta* et une forme kystique.

#### a. Morphologie

##### ➤ *E. histolytica*

La forme végétative d'*E. histolytica* représente la forme pathogène, elle est hématophage on les retrouve chez les sujets atteints d'amibiase aiguë (bouree,2010). C'est une amibe de grande taille mesurant 20 à 40 µm de diamètre. Son cytoplasme contient des hématies. Les noyaux est typique de l'espèce, avec un petit caryosome central, et de chromatine fine et régulière. L'examen de l'état frais montre une amibe très active qui se déplace rapidement, toujours dans le même sens (figure 5). Elle se multiplie activement par scissiparité dans la paroi colique sa forme végétative est la forme virulente et hématophage (Duong et Richard 2005).

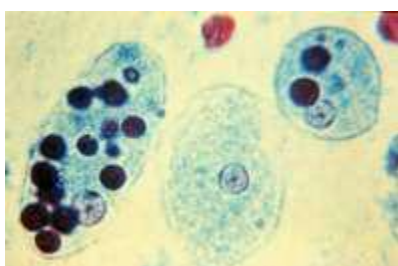


Figure 5 : Forme végétative d'*Entamoeba histolytica*.( <http://www.cdc.gov/dpdx>)

##### ➤ *E. histolytica forme minuta*

Elle se trouve en dehors de la phase aiguë de l'amibiase. Elle est très petite (15 en 20 µm). Le cytoplasme ne contient jamais d'hématies, mais de petites vacuoles plus au moins apparentes. Elle peut s'encyster (Durand, 2004).Le noyau central, arrondi, contient de la chromatine disposée en couronne régulière sur la membrane du noyau et un caryosome central (figure 6) (Fosting, 2005).

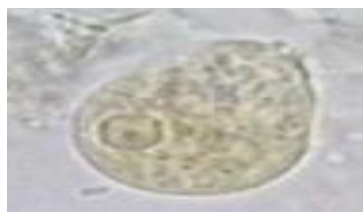


Figure 6. Forme végétative d'*Entamoeba histolytica minuta* (Anofel, 2014).

## ➤ **Forme kystique**

C'est une forme de résistance et de dissémination dans le milieu extérieure. Elle est mobile et arrondie, à paroi épaisse et réfringente. Elle mesure 12 à 14 µm. Le kyste jeune possède 1 seul noyau, alors que le kyste mur compte 4 noyaux figure 8 (Ndiaye, 2006).

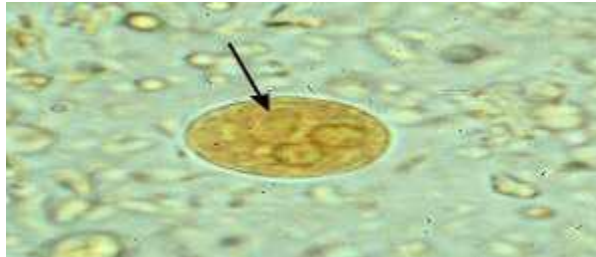


Figure 7 : Kyste d'*Entamoeba histolytica* (Anofel, 2014)

## **b. Cycle évolutif**

Il existe 2 types de cycle, pathogène et non pathogènes, chez *E. histolytica* (Aubry, 2016).

Dans le cycle non pathogène, le kyste libère 4 noyaux qui se divisent en 8 amœbules qui donnent 8 amibes qui se reproduisent par scissiparité. Ces amibes peuvent former des kystes qui sont éliminés dans le milieu extérieur et permettent la propagation de la maladie. Au cours de ce cycle, l'hôte est asymptomatique : c'est un porteur sain.

Dans le cycle pathogène, suite à une immunodépression ou d'un déséquilibre de la flore, les formes végétatives peuvent envahir la paroi colique. Elles perforent le colon et diffusent par voie sanguine jusqu'au foie (hépatite amibienne, abcès amibien), jusqu'au poumon, voire le cerveau, la rate, les muscles, les voies urinaires (figure 9).

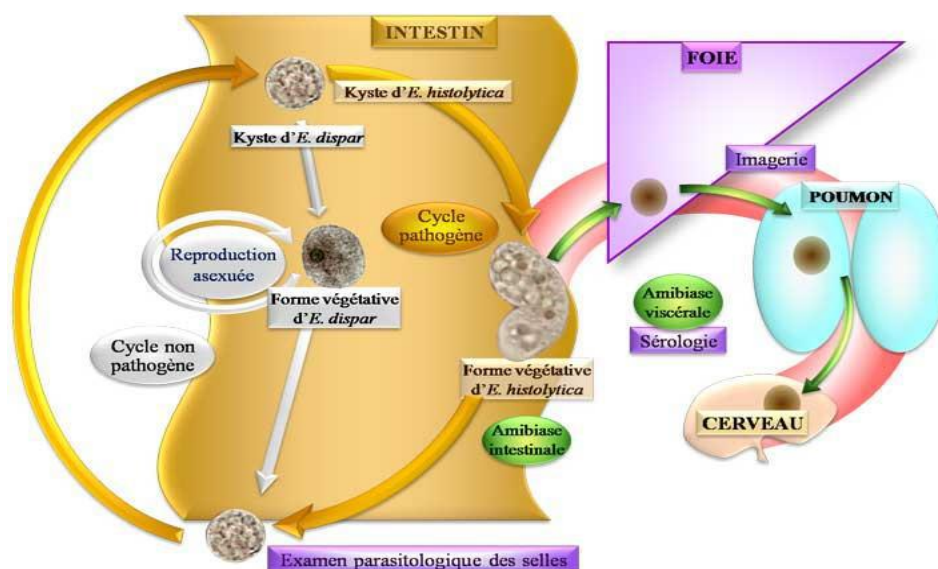


Figure 8 : Cycle évolutif d'*Entamoeba histolytica* (Aubry 2016)

### c. symptôme

La forme asymptomatique correspond à l'infection par *Entamoeba histolytica* type minuta. En revanche, la forme symptomatique est caractérisée par 3 types d'atteintes cliniques. L'atteinte colique typique se manifeste par un syndrome dysentérique, dont l'invasion de la muqueuse colique se traduit par des douleurs abdominales, diarrhées, émissions glaireuses, rectorragies avec un état général conservé (Guillaume, 2007). Par contre l'atteinte colique atypique se manifeste par des diarrhées fécales glairo-sanglante et des douleurs à la palpation. Cette forme contribue à la dissémination des amibes dans l'environnement et dans l'organisme et peut évoluer vers des complications hépatiques (Guillaume, 2007). Cette forme atypique est caractérisée par des complications intestinales avec une péritonite, occlusion intestinale, perforations, hémorragies digestives ou amoebome. Cette dernière est une lésion colique pseudotumorale inflammatoire (Guillaume, 2007).

### d. Prophylaxie

La prévention contre l'amoebose entre dans le cadre de l'amélioration des connaissances de la population en matière d'hygiène individuelle et collective et de la connaissance des modes de transmission (Bourée, 2010, Ndiaye et al., 2017).

#### 3.1.2.2 Amibes non pathogènes

Elles sont commensales de l'intestin humaine sont en générale : *Entamoeba coli*, *Entamoeba hartmani*, *Endolimax nana*, *Pseudolimax butshlii*, *Dientamoeba fragilis* (Nouzais, 1996). La structure morphologique est donnée dans le tableau 3. (annexe 1)

- *Entamoeba coli* ou amibe du colon, très fréquente, passe rarement inaperçue du fait de sa grande taille et de l'abondance de ces kystes (Jacquemin et Jacquemin, 1980). Elle se nourrit de débris alimentaires et de parasites divers, mais jamais d'hématies (bourée 2010).



Figure9 : Trophozoïte d'*E. coli* (Anofel 2014)

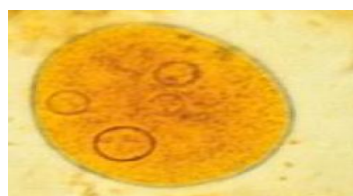


Figure 10 : kyste d'*E. coli* (Anofel, 2014)

- *Entamoeba hartmani* est une amibe non pathogène de petite taille. Longtemps considérée comme une forme naine de l'amibe dysentérique (Belkaid et al., 1992).

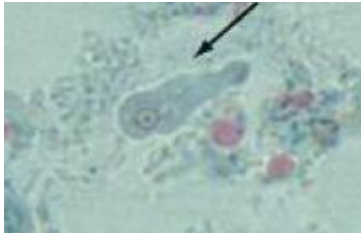


Figure 11 : Trophozoïte d'*E. hartmani* (Guillaum, 2007).

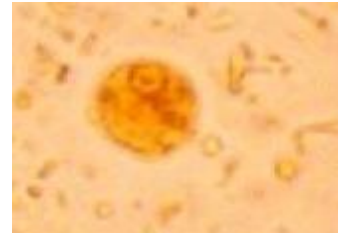


Figure 12: Kyste d'*E. hartmani* (Guillaum, 2007).

- *Endolimax nana* est fréquemment rencontré chez l'homme, elle vit dans le gros intestin de l'homme ne provoquant pas de troubles (Jacquemin et Jacquemin, 1980).

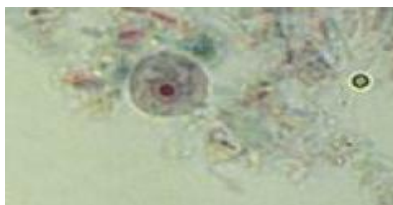


Figure 13: Trophozoïte d'*Endolimax nanus* (Guillaum, 2007).

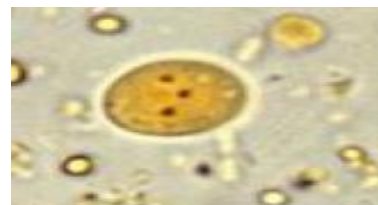


Figure 14 : Kyste d'*Endolimax nanus* (Guillaum, 2007).

- *Pseudolimax butshlii*, est une amibe qui vit dans la lumière du gros intestin et sur la surface de la muqueuse mais sans pénétrer dans les tissus (Strobel, 2003).



Figure 15. Trphozoïtes de *Pseudolimax butschlii* (Anofel, 2014)

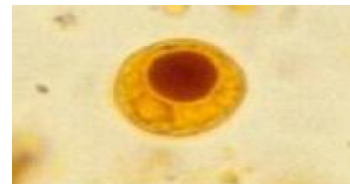


Figure 16: Kyste de *Pseudolimax butschlii* (Anofel, 2014).

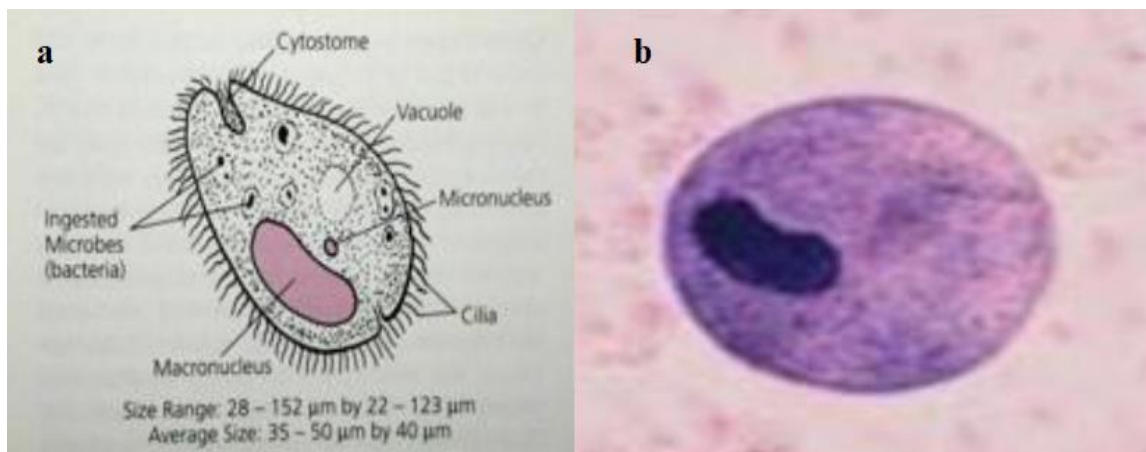
### 3.1.3. Ciliés

Les ciliés sont des protozoaires caractérisés par la présence, à la surface de leur corps, d'un nombre plus ou moins considérable de cils vibratiles et par leur structure nucléaire très particulière. Généralement, ils vivent libres dans la nature, dans certain cas, ils se multiplient par division transversale, une seule espèce parasite l'homme, *Balantidium coli*. Ce dernier est un gros protozoaire cilié commensal du porc, du singe et parfois du rat, qui détermine accidentellement la balantidose chez l'homme une parasitose intestinale (Frederick et al 2008) La balantidose à *Balantidium coli* est essentiellement retrouvée en zones tropicales, en

Amérique latine, dans les îles du Pacifique, aux Philippines, en Nouvelle Guinée, en Asie centrale, en Iran et en Afrique dans la région du Zaïre (Guillaume, 2007).

### a. Morphologie

La figure 20, montre les différents stades parasitaires de *B. coli*. La forme végétative est une masse ovoïde munie de cils vibratiles. Elle mesure 50 à 300  $\mu\text{m}$ . Elle comporte deux vacuoles contractiles, deux noyaux : un macronucléus et un micronucléus. A la partie antérieure se trouve une dépression appelée péristome, où se trouve la bouche au fond appelée cytostome (figure 17). C'est le plus grand protozoaire parasite de l'homme (Ndiaye, 2006). Les kystes de *B. coli* sont ovoïdes et mesurent 50 à 60  $\mu\text{m}$  de diamètre. Il est entouré d'une coque épaisse très réfringente. Le cytoplasme est granuleux contient un micronucléus, un macronucléus, des vacuoles digestives et une vacuole contractile dans les kystes anciens (figure 17). Les kystes nouvellement formés renferment chacun une forme végétative mobile à l'intérieur de la coque (Ndiaye, 2006).



### b. Cycle évolutif

Les kystes éliminés avec les déjections du porc et d'autres animaux, sont ingérés par l'homme avec l'eau et/ou l'alimentation souillée, se transforment en trophozoïte dans la lumière du colon ; ceux-ci peuvent rester saprophytes ou provoquer des ulcérations dans la paroi intestinale. Les kystes sont alors rejetés dans le milieu extérieur, avec les selles. De même, les animaux s'infestent par une nourriture souillée par des excréments (figure 18) (Wery, 1995 et Bouree, 2000).



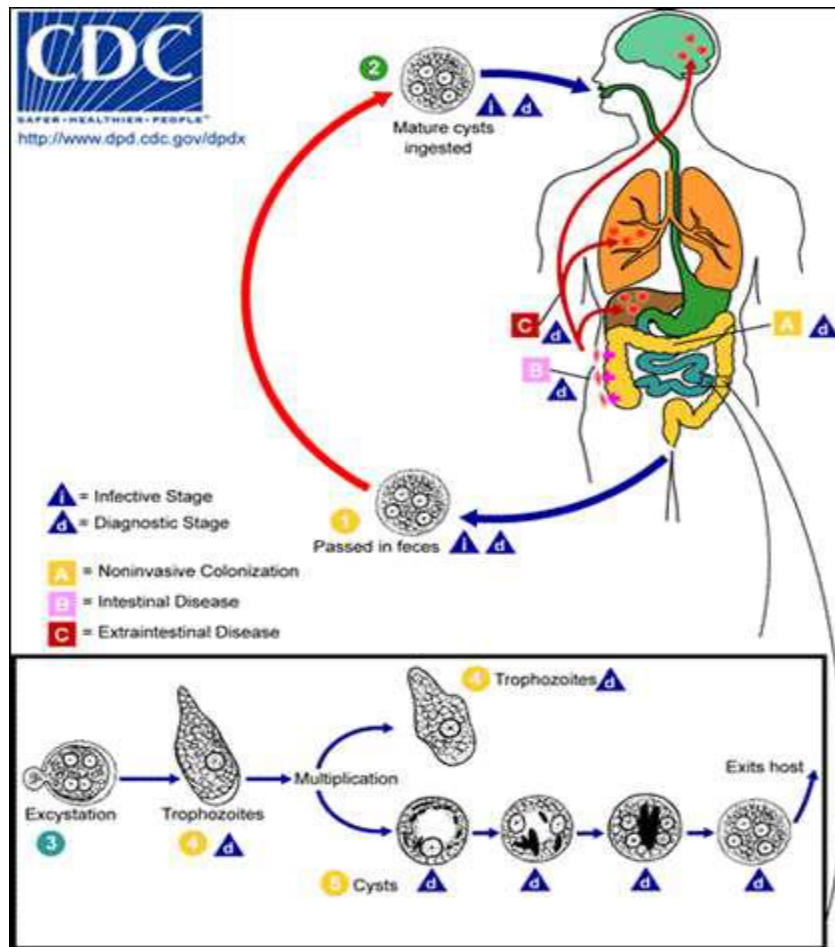


Figure 18. Cycle évolutif d'*Entamoeba histolytica*( <http://www.cdc.gov/dpdx/> )

### c.symptôme

La plupart des porteurs de *B. coli* ne présentent aucun signe clinique, mais éliminent des kystes et sont à ce titre des porteurs sains. Certains sujets peuvent présenter des poussées diarrhéiques accompagnées de douleurs abdominales, de ténesme avec cinq à six selles liquides journalières pouvant évoquer une amibiase colique. Une balantidiose aigue dysentérique peut atteindre les sujets ayant un mauvais état général. Cette affection ne fait pas partie des affections opportunistes du patient immunodéprimé (Guillaume, 2007).

### d. Prophylaxie

La meilleure prévention reste le respect de l'hygiène générale. En particulier, il faut filtrer ou faire bouillir l'eau de boisson provenant de pluies tropicales, fréquemment contaminées par les porcs circulant librement dans les jardins. Une autre mesure prophylactique consiste dans contact des animaux (Bouree, 2000).

### 3.1.4 Blastocyste

Blastocystis est un genre de protozoaires parasite émergent unicellulaires appartenant au groupe des straménopiles qui inclut des algues, les diatomées et les oomycètes. Qui est responsable d'infection cosmopolite fréquente. Le groupe des Blastocystis comprend de nombreuses espèces, vivant dans le tractus gastro-intestinal d'espèces aussi diverses que l'homme, les animaux de ferme, les oiseaux, les rongeurs, les reptiles, les amphibiens, les poissons et les cafards. La maladie hydrique qu'ils peuvent provoquer est appelée blastocystose (Coyle et al., 2012). Chez l'homme est due à *B. hominis* (Coyle et al., 2012). Les Blastocystis peuvent avoir des morphologies variées quatre formes ont été souvent décrites, vacuolaire, granulaire, amiboïde et le kyste (figure 19). La morphologie de l'organisme dépend largement des conditions environnementales notamment de l'oxygène (Figure 19). La présence de toutes ces formes dans l'intestin de l'hôte n'est pas claire (Vogelberg, 2010).

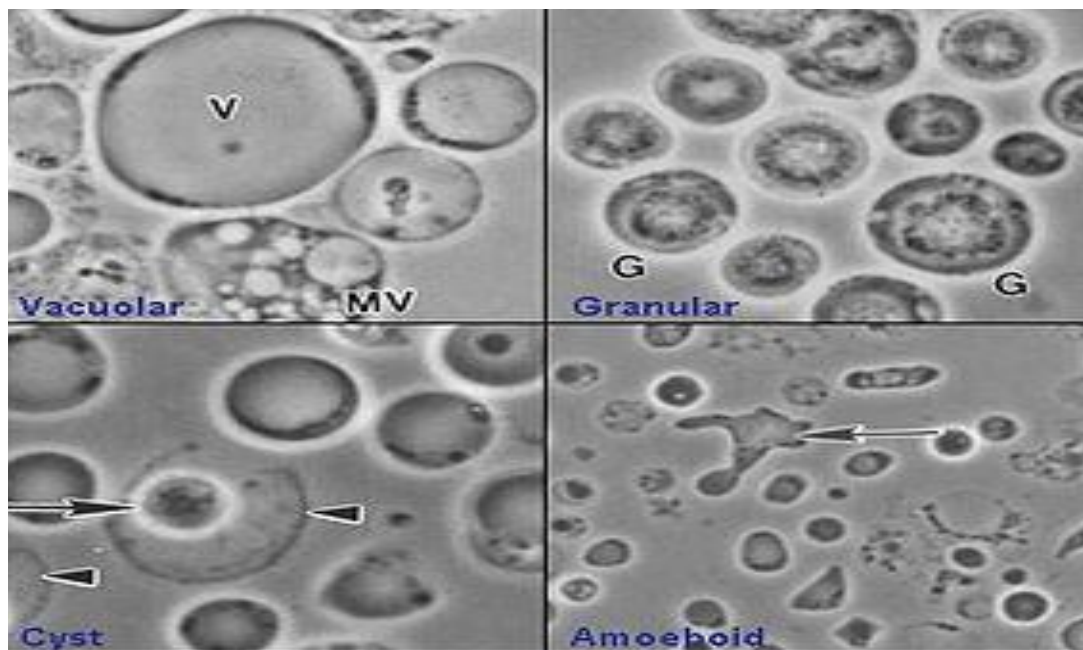


Figure 19. Les quatre formes de *Blastocystis sp* (Vogelberg, 2010)

#### a. Cycle évolutif

Le cycle de vie présumé commence avec l'ingestion de kystes. Après ingestion, le kyste se transforme vers les autres formes qui peuvent à leur tour se re-transformer en kystes. Ces kystes sont relâchés dans l'environnement extérieur par les excréments et sont transmis à l'homme et à d'autres animaux par la voie fécale-orale pour répéter l'ensemble du cycle (figure 21). (Maylis, 2011).



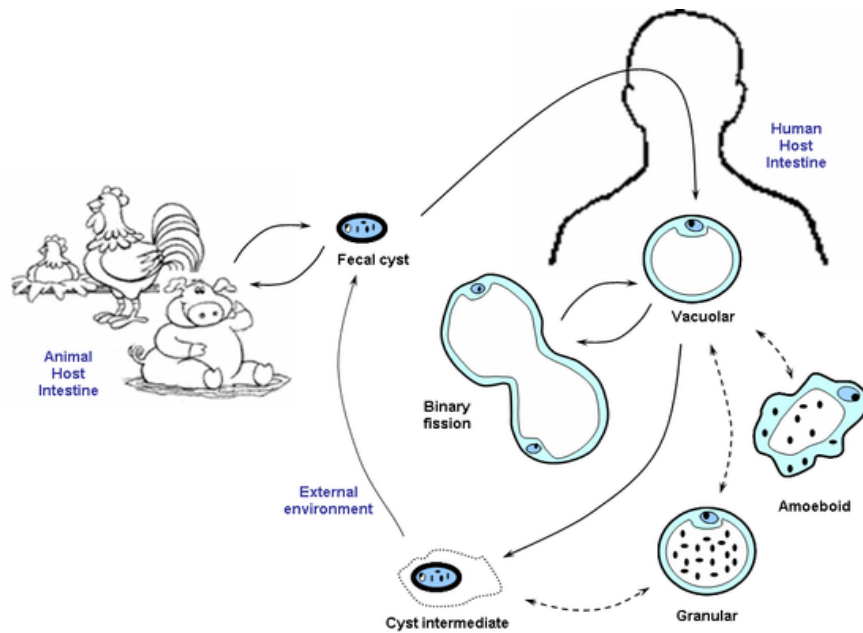


Figure 20 : Cycle évolutif de *Blastocystis* sp (Maylis, 2011).

## b. symptôme

La pathogénicité de *B. hominis* reste encore très controversée. Pour certains auteurs, *B. hominis* n'est pas la cause d'une maladie clinique mais plutôt un parasite inoffensif, spectateur de symptômes gastro-intestinaux résultant d'autres causes. En revanche, d'autres auteurs décrivent ce parasite comme un pathogène gastro-intestinal. Cependant, 3 critères sont à retenir pour considérer qu'un sujet est atteint de blastocystose. Observation d'un nombre important de *B. hominis*, supérieur à 5 par champ microscopique à l'objectif 40, la présence de signes cliniques, l'absence d'autre cause connue de diarrhée. La blastocystose, aussi bien chez l'adulte que chez l'enfant, peut entraîner des modifications de la biologie mais elle se manifeste essentiellement par des signes cliniques non spécifiques mais le plus souvent d'expression digestive. Les symptômes couramment associés à la blastocystose sont non spécifiques. Les signes cliniques les plus fréquemment rencontrés en présence de *B. hominis* sont des signes digestifs tels que la diarrhée, les nausées, les vomissements, les douleurs abdominales et flatulence (Ripert, 2003).

## c. Prophylaxie

La prévention de Blastocystis sp Ne pas manger de la viande insuffisamment cuite ou de poisson, le lait non pasteurisé ou de la crème glacée, de la nourriture auprès des vendeurs et des fruits comme les baies ou raisins et des salades crues. Mangez des aliments qui sont cuits à travers et servis chauds et de 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 en bouteille

pour boire et se brosser les dents. Lavez-vous les mains fréquemment et toujours après avoir utilisé les toilettes ou avoir changé une couche (Majer *et al* ; 2015)

### 3.2 Helminthes intestinaux

Ce sont des êtres pluricellulaires possédant des tissus différenciés. Ils sont reconnus sous formes adultes des deux sexes, sous forme larvaire, embryonnaire ou ovulaire. On distingue les némathelminthes ou vers ronds ou nématodes et les plathelminthes ou vers plats subdivisés en cestodes et en trématodes (Suzuki *et al.*, 2013). Le tableau 4 montre une classification sommaire des différents helminthes parasites de l'homme (Suzuki *et al.*, 2013).

Tableau 4 : classification des helminthes parasites de l'homme

Sous règne	Embranchement	Classe	Ordre	Famille	Espèce	
Métazoaires	Némathelminthes	Secernentea (Phasmeida)	Ascaridida	Ascaridiidae	<i>Ascaris lumbricoïdes</i>	
			Oxyurida	Oxyuridae	<i>Enterobius vermicularis</i>	
			Strongylida	Ancylostomatidae	<i>Ancylostoma duodenale</i>	
	Platyhelminthes	Cestoda	Enoplida	Cyclophyllidea	Trichuridae	<i>Trichuris trichiura</i>
					Taeniidae	<i>Taenia saginata</i> <i>Taenia solium</i>
					Hymenolepidae	<i>Hymenolepis nana</i>

(Suzuki *et al.*,2013)

#### Caractéristiques

Le tableau 5 reprend certaines caractéristiques épidémiologiques des principales espèces d'helminthes parasites du tube digestif de l'Homme (Rey et al., 2005). Il ressort que 7 genres d'helminthes sont les plus fréquents dans les infestations du tractus digestifs chez l'homme à savoir *Ascaris*, *Enterobius*, *Trichuris*, *Taenia*, *Hyemnolepis*, *Ankylostoma*, *Strongyloides* .

**Tableau 5** : caractéristique des principales espèces d’helminthes parasites du tube digestif de l’Homme.

Parasite	Fréquence	Stade infestant	Contamination	maladie
<i>Ascaris lumbricoides</i>	+++	œuf	oral	ascaridiose
<i>Enterobius vermicularis</i>	+++			oxyurose
<i>Trichuris trichiura</i>	+			trichocéphalose
<i>Taenia saginata</i> <i>Taenia solium</i>	++	oncosphères		taeniasis
<i>Hymenolepis nana</i>	+			Hymenolepidose
<i>Ankylostoma duodenalis</i>	++	Larve strongyloïde	transcutané	ankylostomiase
<i>Strongyloides stercoralis</i>	++	enkystée		Strongyloïdose

+++très fréquent, ++ fréquent,+ peu fréquent

(Nozais. 1996, Rey et al.,2005)

### 3.2.1 Nématelminthes

Ce sont des vers cylindriques «vers ronds» mais pas toujours filiforme a corps non segmenté revêtus de téguments dure; à tube digestif complet, à sexes séparés, le mâle est plus petit que la femelle, et ils sont pourvu d’une cavité générale (Euzeby et al, 2005 ; Guillaume, 2007).

La plupart des nématodes vivent en parasites chez les vertébrés, les invertébrés et les végétaux. Les nématodes parasitant l’homme et dont la vie de sortie est digestive sont repris dans le tableau 4 (Belkaid et al, 1992). La morphologie des helminthes parasites concerne 3 stades parasitaires à savoir l’œuf, les stades larvaires et les stades adultes.

#### 3.2.1.1 *Ascaris lumbricoïdes*

Parasite spécifique de l’homme (Moulinie, 2002). *A. lumbricoïdes* est très fréquent là où le sol est directement enrichi par l’excrément humain. La maturation de l’œuf dans le sol est indispensable, de sorte que la transmission se fait indirectement par voie oro-fécale. Il n’y pas de réservoir animal (Spicer, 2002). C’est la parasitose intestinale la plus fréquente dans le monde, dont la prévalence est de 1,45 milliards d’individus avec une prépondérance des sujets jeunes. Dans les pays tempérés, l’infestation est rare ou pauci-parasitaire (Buffaz et al., 2014).

#### a.Morphologie des stades parasitaires

##### ➤ Œuf

L’œuf est ellipsoïde de couleur jaune brune mesure 50 à 75  $\mu m$  sur 40 à 60  $\mu m$ , il comporte deux enveloppes très épaisses : une externe avec un aspect mamelonné, et l’autre interne claire,

épaisse et lisse, entourant une masse embryonnaire centrale granuleuse de couleur jaunâtre voire la figure 21 (Guillaume, 2007 et Mbaye *et al.*, 2003).

➤ **Adulte**

Les vers ronds sont de couleur blanc rosé, dans les deux sexes, la bouche possède trois lèvres. Le mâle mesure de 15 cm à 17 cm de long sur 2 à 4 mm de diamètre; son extrémité caudale est recourbée en crosse et présente deux spicules. La femelle mesure de 20 à 25 cm de long sur 3 à 6 mm de diamètre. L'extrémité caudale est droite et pointue confère la figure 22 (Guillaume, 2007, Mbaye *et al.*, 2003).

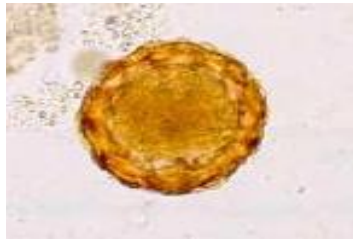


Figure 21. Oeufs d'*A. lumbricoïdes* (Anofel, 2014).

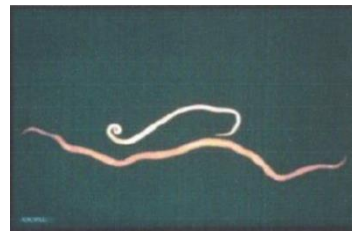
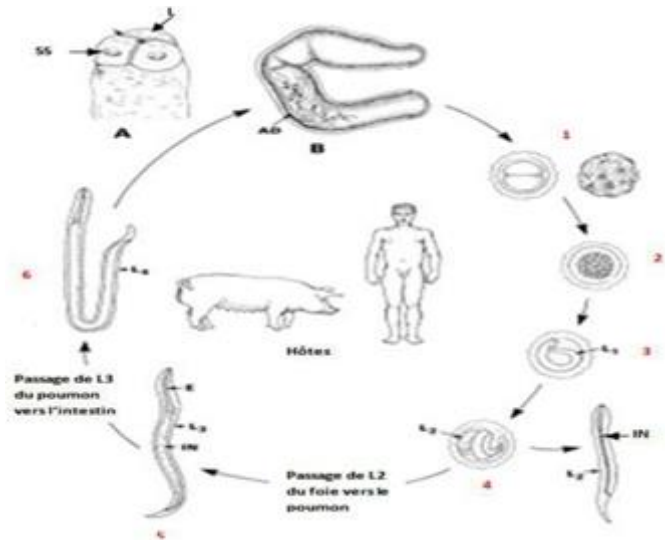


Figure 22. Ver adulte d'*A. lumbricoïdes* (ANOFEL,2014).

**b. Cycle évolutif**

Les vers adultes vivent dans l'intestin grêle, se nourrissent et s'accouplent. Les femelles fertilisées pondent des œufs qui sont éliminés dans les selles. L'incubation des œufs à lieu, dans le milieu extérieur, à l'intérieur la selle sous l'effet de la température et de l'humidité, la morula se développe en larve du stade 1 puis en larve du stade 2, cette dernière bloque son développement larvaire jusqu'à ce qu'elle soit ingéré par un Homme. Les enfants et/ou les adultes se contaminent par l'ingestion de nourriture ou de l'eau de boissons contaminé par les selles contenant des œufs d'*A. lumbricoïdes* renfermant la larve du stade 2. L'infestation de l'hôte par les œufs contenant la L2 est suivie d'une libération de celle-ci après dissolution de la coque sous l'effet des sucs digestifs. Pour évoluer en stade adulte, les larves du stade L2 migrent dans le foie, gagne le cœur puis les poumons où elles subissent deux mues pour donner L4 qui parviennent dans le carrefour aérodigestif pour passer dans l'intestin où elles deviennent adultes (Melhorn, 2008).



1. Œufs  
2. Œuf embryonné  
3. Larve stade 1  
4. Larve stade 2  
5. Larve stade 3  
6. Larve stade 4  
A. partie antérieure du nématode  
B. intestin  
AD. Adulte  
IN.intestin  
ss. système sensoriel

Figure 23. Cycle évolutif d'*A. lumbricoides* chez l'homme et le porc (Melhorn, 2008)

### c. symptôme et prophylaxie

L'ascaridiose peut être totalement asymptomatique, surtout en cas de pauci-parasitisme ou être responsable de manifestations différentes selon la période évolutive du ver (Guillaume, 2007). La phase de migration larvaire est caractérisée par le syndrome de Löffler (accès de toux accompagnés de fièvre et d'images radiologiques pulmonaires fugaces asymétriques). La phase d'état est fréquemment et marquée par des troubles digestifs; exceptionnellement des signes nerveux (irritabilité, troubles du sommeil voire convulsions). Une occlusion intestinale, un étranglement herniaire, une perforation intestinale peuvent également être observée (Chabasse et al., 2007).

La prophylaxie repose sur l'éducation des populations et le meilleur respect des conditions sanitaires, lié à la propreté des aliments (lavé les fruits et légumes) et la lutte contre le péril fécal (Jhon Spicer, 2003, Chabasse et al., 2007).

#### 3.2.1.2 *Enterobius vermicularis* (Oxyure)

C'est un parasite de l'homme, localisé essentiellement au niveau de caecum et du colon, mais aussi dans les dernières portions de l'intestin grêle de l'homme (Euzeby et al 2005).

L'oxyurose est une maladie strictement humaine, cosmopolite, très fréquente dans les pays tempérés (Aubry 2018)

## a. Morphologie des stades parasitaires

### ➤ Œuf

Les œufs sont ovalaires, mesurant 50 à 60  $\mu\text{m}$  de long sur 30 à 32  $\mu\text{m}$  de large (figure 23 ). Leurs coque est épaisse, lisse, à double contour avec une face aplatie qui leur donne un aspect asymétrique très caractéristique (Caumes, 2002).

### ➤ Adulte

C'est des petits vers blancs laiteux dont la tête contient une vésicule céphalique, la bouche est entourée de trois lèvres cornées. Ils sont filiformes et très mobiles. Le mâle mesure 2 à 5 mm de long et 0,2 mm de diamètre avec une partie postérieure spiralée (figure 25). Alors que la femelle mesure 9 à 13 mm de long sur 0,3 à 0,5 mm de large possède une queue pointue occupant le tiers de la longueur totale du corps (Caumes, 2002).



Figure 24. Œufs d'*E. vermicularis*. (Petithory, 1995)



Figure 25. Femelle d'*E. vermicularis* (Petithory, 1995)

## b. Cycle évolutif

La figure 26 montre les différentes étapes du cycle évolutif d'*E. vermicularis*. L'homme se contamine en ingérant des œufs contenant la larve du stade 3 vermiformes. Au niveau de l'estomac, sous l'action des sucs digestifs, la coque se désintègre et libère la larve 3, qui migre vers le caecum et mue en larve du stade 4 puis 5, cette dernière se différencie en vers adultes mâles et femelles sexuellement mûrs. Après l'accouplement, la femelle gravide migre vers la marge anale pour pondre ses œufs (Guilluame, 2007; Caumes, 2002).

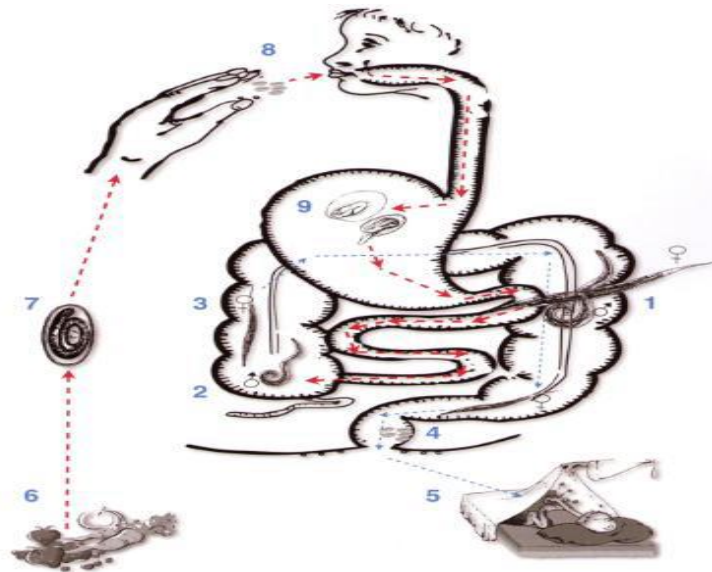


Figure 26 : Cycle évolutif d'*E. vermicularis* (Guillaume, 2007)

### c. symptôme et prophylaxie

L'oxyurose est très souvent une parasitose bénigne ; elle atteint tout âge, mais surtout les enfants entre 5 et 9 ans. Les symptômes sont essentiellement digestifs tels que : les douleurs abdominales, les nausées, les signes généraux sont marqués par les troubles de sommeil : une insomnie, des cauchemars (Nosais et al., 1996).

Pour prévenir les ré-infestation, il est important de traiter tous les membres d'une famille vivant au contact du patient, changement du linge et de la literie le jour du traitement. Lavage des mains après défécation et avant les repas, brossage et coupage des ongles régulièrement (Pelloux 2005).

### 3.2.1.3 Trichuris trichiura

C'est une parasitose intestinale cosmopolite le plus souvent asymptomatique, mais qui, en cas d'infection massive, peut entraîner des manifestations graves chez les jeunes enfants. Elle est très fréquente dans les pays tropical (Buffaz et al, 2014).

#### a. Morphologie des stades parasitaires

Les œufs sont de forme ovale jaune brune, mesurant 50 µm de long sur sur 20 µm de diamètre (figure 27) Ils ne sont pas embryonnés, lors de leur excrétion dans les selles, mais comporte une paroi épaisse interrompue à chaque pôle par un bouchon muqueux (forme de citron) (Guillaume, 2007).



Les vers adultes possèdent une partie antérieure filiforme représente les 3/5e de la longueur totale du parasite ; le ver mâle mesurant environ 30 à 50 mm de long avec une extrémité postérieure large et enroulée en spirale. La femelle mesure 40 à 60 mm et présente une extrémité postérieure légèrement arquée (figure 28) (Guillaume, 2007).

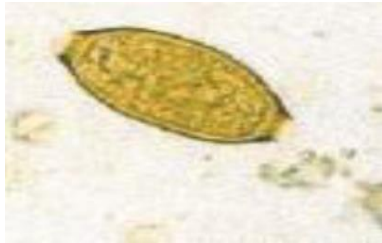


Figure 27. Œuf de *T. trichura* (Bourrée, 2011). Figure 28. Adultes mâle et femelle de *T. trichura* ( Bourrée, 2011)

### b.Cycle évolutif

Les différentes phases du cycle évolutif de *T. trichura* est mis en exergue dans la figure 39 La morula se différenciée en larve qui évolue en demeurant enfermée dans la coque de l'œuf et la larve du stade L3 apparais au bout d'un délai minimal d'un mois dans les pays chauds et de 2 à 6 mois dans les pays tempérés. Après ingestion des œufs avec les aliments souillés par les fèces, la coque des œufs est dissoute au niveau de l'intestin grêle sous l'action associée des sucres gastriques, la trypsine et le CO<sub>2</sub>, les larve L3 sont libérées et gagnent le caecum où elles muent en L4 puis L5 et en adultes sexuellement mûrs. Après accouplement, la ponte survient 1 mois après l'infestation dans le milieu extérieure (Bourée, 2016).

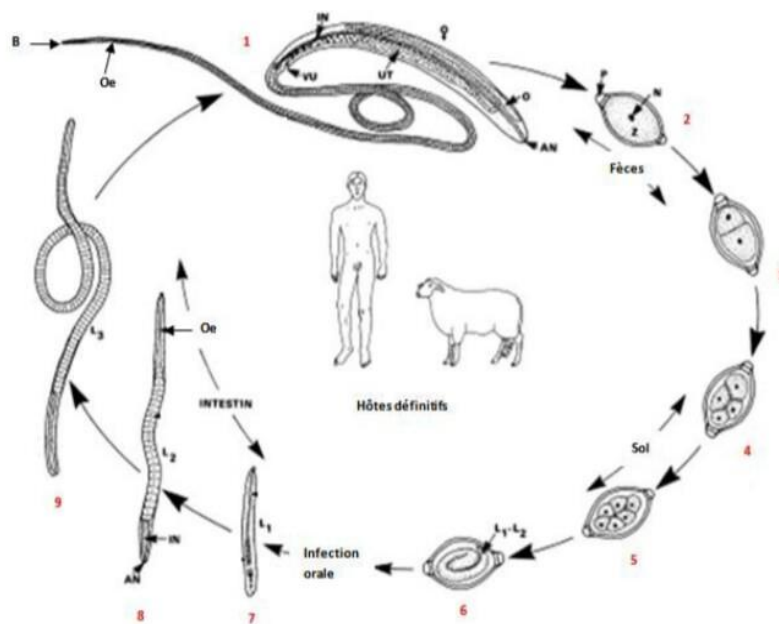


Figure 29 : Cycle évolutif de *Trichuris trichura* chez l'homme et le mouton (Mehlhorn, 2008)



#### **d. symptôme et prophylaxie**

Hémorragies rectales, prolapsus rectal anémie hypochrome microcytaire hyposidérémique (Guillaume, 2007). La prophylaxie individuelle repose sur les règles d'hygiène de base, lavage des mains, des fruits et légumes. Par contre la prophylaxie collective insiste sur la lutte contre le péril fécal, interdiction des engrais humain en agriculture (Buffaz et al 2014).

### **3.2.2 Plathelminthes**

Ce sont des vers parasites ou libres, dont le corps est aplati dorso-ventralement et la cavité génitale est comblée par un tissu mésenchymateux, sont pourvus des organes de fixation, elles ont un tube digestif incomplet, et un système excréteur constitué par des cellules en flammes vibratiles. La majorité sont hermaphrodite (Lamy,1980, Nozais et al,1996).

#### **3.2.2.1 Cestode**

Ce sont des vers à corps segment, dépourvus de tube digestif. Certains sont munis de ventouses avec des crochets cas des Cyclophyllides, tandis que d'autre possède des Bothridie cas des Pseudophyllides (Belkaid et al., 1992). Ils se fixent à leur hôte grâce à un scolex ou grace aux bothries. Ils sont dépourvus de tube digestif, la nutrition osmotrophe s'effectue au travers d'un mince tégument protégé par une cuticule (Cassier et al., 1998). Ils possèdent un corps ou strobile forme par une série d'anneaux appelés proglottis. Chaque anneau est hermaphrodite (Delpy 2005). Il y a plusieurs familles et genres chez les Cyclophyllidae et les Pseudophyllidae, on s'interressera dans ce travail aux genres ayant une importance médicale notamment, *T. saginata*, *T. solium* et *Hyemnolepis nana* (Anofel, 2007, John.2002, Aydin, 2007).

##### **3.2.2.1.1 *Taenia saginata***

C'est un parasite spécifique e l'homme. Il se développe dans l'intestin grêle suite à la consommation de viande de bœufs contenant les larves de *T. saginata* dénommée *Cysticercus bovis*. Ils ne provoquent le plus souvent que des troubles digestif mais quelquefois des complications graves. Chez certains individus, l'infestation s'accompagne de réactions allergiques (Guillaume, 2007). *T. saginata* est cosmopolite, dont l'infestation humaine dépend des habitudes alimentaires et de la carence ou difficulté des contrôles sanitaires (Anofel, 2007).

#### **a.Morphologie des stades parasitaires**

Les œufs de *T. saginata* sont ronde et/ou légèrement ovalaire avec une taille moyenne de 60 µm de long sur 40 µm de large (figure 30). Il possède deux coques, une externe ou membrane

vitelline fragile, épaisse, translucide contenant des granules réfringents, délimitant l'œuf proprement dit. Une interne : brun sombre, radiée, résistante, délimitant un embryophore de 30 à 40  $\mu\text{m}$  x 20 à 30  $\mu\text{m}$  contenant un embryon muni de 3 paires de crochets ou hexacanthé (Chabasse et al 2007). Les vers adultes peuvent atteindre jusqu'à 14 m de long avec un scolex pourvu de 4 ventouses sans crochets ou inerme. Les segments ovigères mesurent de 16 à 20 mm de long sur x 4 à 7 mm de large. L'utérus portant de chaque cotés 15-35 branches peu ramifiées voire figure 31 (Boireau et al., 2002).



Figure 30 : Œuf de *Taenia*. Sp. (Anofel, 2014)



Figure 31. Adulte de *T. saginata*. (Anofel, 2014)

## b. Cycle évolutif

Le cycle évolutif est de type dixène entre l'homme, hôte définitif (HD), qui héberge le ver adulte, *T. saginata*, dans l'intestin grêle et le bovin, hôte intermédiaire (HI), qui héberge les cysticerques ou ladres dénommé *Cysticercus bovis* (Pandey et Ziam 2010). La figure 33 montre le cycle évolutif de *T. saginata*.

### Chez l'homme (HD)

L'homme demeure l'unique hôte définitif de *T. saginata*. Il s'infeste par l'ingestion de viande bovine crue ou insuffisamment cuite contenant des *C. bovis* vivants. Au niveau intestinal, le protoscolex s'exteriorise et s'attache sur la paroi de la muqueuse intestinale. Le parasite se développe par formation de proglottis (segments) à partir de la partie caudale du scolex. La période prépatente chez l'homme est située entre 12 et 16 semaines. Les segments ovigères ou gravides se détachent du strobile et sont éliminés dans les selles par un phénomène actif. Les segments ovigères peuvent être écrasés par le sphincter anal au cours de leurs passages à travers l'anus, ils libèrent alors leurs embryophores, qui s'accumulent dans la région circum-anal et péri anale, dans la literie et dans les vêtements (Pandey et Ziam, 2010).

### Chez le bovin (HI)

Le bovin s'infeste après ingestion d'aliments ou l'eau de boisson souillé par les œufs de *T. saginata*. L'œuf, sous l'action des acides gastriques et intestinaux, donne naissance à un oncosphère qui pénètre la muqueuse intestinale. L'oncosphère empreinte la voie sanguine pour parvenir dans les tissus où il se développe en ladre mûr en 3 à 4 mois. Les muscles à hautes activités métaboliques (myocarde, langue, masséters, diaphragme) sont les plus infectés. Une forte proportion de ladre se calcifiée en espace de 9 mois mais certains ladres restent vivant pendant 2 ans ou plus, surtout chez les jeunes animaux. Une immunité de ré-infestation à médiation humorale se développe chez le bovin après infestation avec le ladre de *T. saginata* (Pandey et Ziam, 2010).

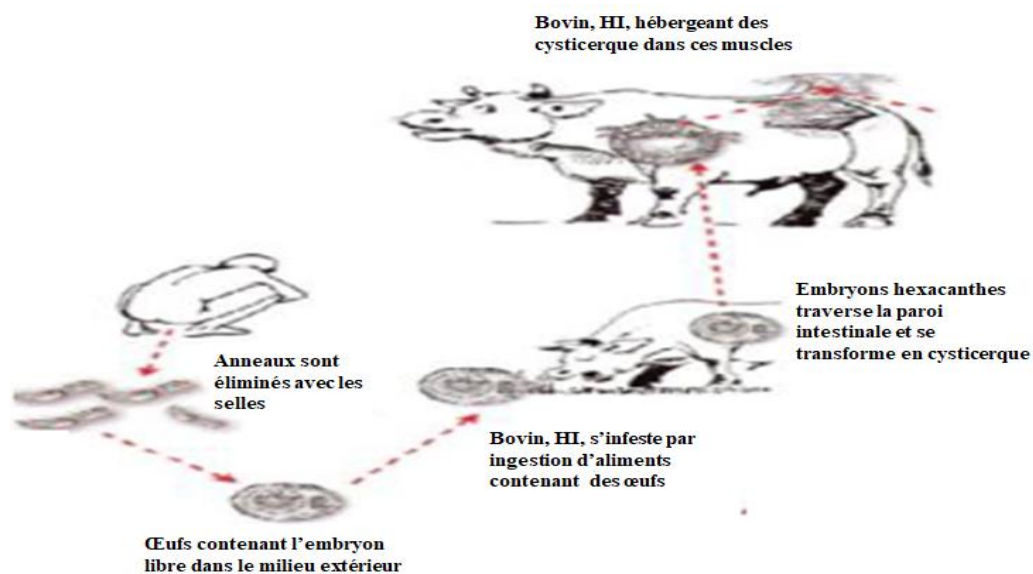


Figure 32 : Cycle évolutif de *T. saginata* (Guillaume, 2007).

### d. symptôme et prophylaxie

Les signes cliniques digestifs sont ceux d'un prurit anal, les nausées, vomissement, alternance de diarrhées et de constipation et les douleurs abdominales. Tandis que les signes neurologiques sont les vertiges, l'augmentation de l'appétit et les maux de tête (Pawlowski & Schultz, 1972, Belkaid et al., 1984).

La prophylaxie repose sur le principe de rompre le cycle épidémiologique entre l'homme et les bovins. Dépistage des porteurs de *T. saginata* et leurs traitement par un ténicide pour éliminer la source de contamination de l'environnement. Amélioration de l'hygiène personnelle dans les foyers et aménagement des toilettes pour les besoins familiaux. Amélioration de l'hygiène de l'environnement dans les campagnes et le drainage des eaux usées. Educations sanitaires continues des populations et il convient d'insister sur le danger de consommation des viandes cru ou insuffisamment cuites (Pandey et Ziam, 2010).

### 3.2.1.2 *Taenia solium*

*T. solium* est un ver plat rubané, identique à *T. saginata*, intestinal de grande taille. L'infestation de l'homme, HD, se fait après consommation de viande de porc HI qui héberge les larves ou adultes de *T. solium* dénommée *Cysticercus cellulosae*. Le porc s'infecte après ingestion d'œufs de *T. solium*, il ne touche ni les musulmans ni les végétariens (Pandey et Ziam, 2010, John, 2002).

Le *T. solium* est actuellement présent de façon endémique dans certaines régions du monde. On le retrouve ainsi, de façon préférentielle, en Asie et notamment en Inde, en Chine, au Vietnam, au Népal, en Indonésie, en Corée, en Thaïlande, mais également en Amérique latine, en Afrique centrale et du Sud, en Europe de l'Est, et enfin dans l'Océan indien (Pandey et Ziam, 2010).

En revanche, sa prévalence est particulièrement faible en Europe et en Amérique du Nord, où les cas décrits sont essentiellement des cas d'importation. Cette prévalence est également liée aux conditions d'hygiène locale et socioéconomique défavorables (Pandey et Ziam, 2010). La cysticercose à *C. cellulosae* ou La ladrerie humaine est endémique en Amérique Latine, en Afrique et en Asie. En Amérique Latine, la prévalence est de 2% à l'autopsie et une séroprévalence de 4,9-22,6% (Pandey et Ziam, 2010).

#### a. Morphologie des stades parasites

Les œufs sont semblables à ceux de *T. saginata* (Ziam 2017). Le ver adulte est similaire à *T. saginata* (figure 33). La taille du ver peut atteindre 12 m (2 à 8 m). le scolex possède un rostre pourvu de crochets et des ventouses (Ziam 2017).

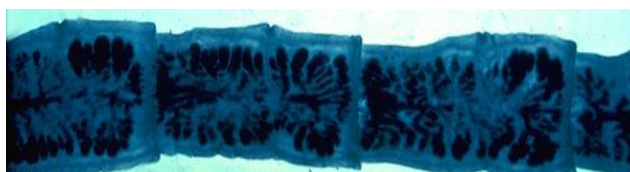


Figure 33 : Adulte de *Taenia solium*. (ANOFEL, 2014)



Par contre la cysticerose à *C. cellulosae* est une zoonose helminthique majeure dans les pays à forte densité porcines et un faible développement socioéconomique (Pandey et Ziam, 2010). L'homme peut contracter la laderie sous plusieurs formes: musculaire, sous cutanée, cérébrale et oculaire, mais les formes cérébrale et oculaire sont les plus graves et fatales. Les laders se localisent dans le système nerveux chez 60-90 % des individus infestés, et seulement 25 % dans le globe oculaire. Les manifestations cliniques de la cysticerose sont principalement neurologiques. Il s'agit alors de la neurocysticerose. Les atteintes du système nerveux peuvent être soit intra parenchymateuses soit extra parenchymateuses. Ces dernières regroupent les atteintes intra ventriculaires, sous-arachnoïdiennes, ou de la moelle épinière. Les manifestations extra-neurologiques sont représentées par les atteintes oculaires, musculaires, ou des tissus sous-cutanés (Bronstein, *et al.*, 2005).

Comme dans le cas du complexe *T. saginata-C. bovis* la prophylaxie du complexe *T. solium-C. cellulosae* repose sur le principe de rompre le cycle épidémiologique entre l'homme et les porcides surtout le porc domestique (Pandey et Ziam, 2010). Il faut éviter l'élevage du porc domestique et le sanglier sauvage et proscrire la consommation de viande de porc.

### **3.2.2.1.3 *Hymenolepis nana***

*H. nana* est un plathelminthe qui appartient à la classe de cestode, découvert en 1851 par Bilharz (Nozais *et al.*, 1996). Les enfants sont en général les plus touchés par ce parasite (John, 2002). Il est essentiellement rencontré dans les régions chaudes du globe (Anofel, 2014).

#### **a. Morphologie des stades parasitaires**

Les œufs mesurent 45 µm de diamètre et possèdent une enveloppe externe très épaisse limitant une zone claire (figure 35). La paroi externe est mince transparente et la paroi interne est réfringente pratiquement incolore présentant deux pôles pointus en citron d'où portent quelques filaments (Rousset, 1995). Le ver adulte mesure 1 à 10 cm de long, le scolex porte 4 ventouses et une couronne de 20 à 30 crochets, sur un rostre rétractile, figure 36 (bouree, 2003).

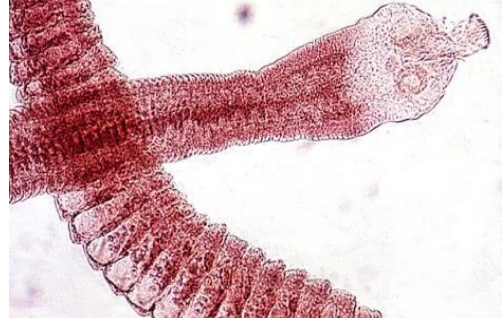
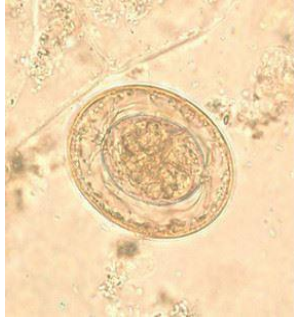


Figure 35: OEufs d'*H. nana* (Anofel, 2014). Figure 36. Adulte d'*H. nana* (ANOFEL, 2014).

## **b. Cycle évolutif**

Le cycle évolutif de *Hymenolepis nana* est dixène avec un hôte définitif et un hôte intermédiaire (figure 37).

### **Chez l'homme (HD)**

L'infestation de l'HD homme, se fait par l'ingestion de puces et les insectes de la farine contenant la larve cysticercoïde infestante. Au niveau intestinal, le protoscolex s'extériorise et s'attache sur la paroi de la muqueuse intestinale à l'aide de son rostre. Le parasite se développe par formation de segments à partir de la partie caudale du scolex. Les segments gravides se détachent du strobile et sont éliminés dans les selles. Le segment se déchire dans le milieu extérieur sous la forte pression, exercée par les œufs associés aux contractions musculaires du segment. Les segments ovigères peuvent être écrasés par le sphincter anal au cours de leurs passage à travers l'anus, ils libèrent alors leurs embryophores, qui s'accumulent dans la région anal et péri anale.

### **Chez la puce ou insectes de la farine (HI)**

Les hôtes intermédiaires les puces, et les insectes de la farine s'infestent après ingestion d'œufs d'*Hymenolepis* spp (contenant l'embryon hexacanthe) contenu dans les fèces ou les selles. Après ingestion des œufs, il y aura la rupture de la paroi de l'œuf, l'embryon hexacanthe est libéré traverse la paroi digestive de l'HI et se développe dans la cavité générale en une larve cysticercoïde infestante pour l'HD.



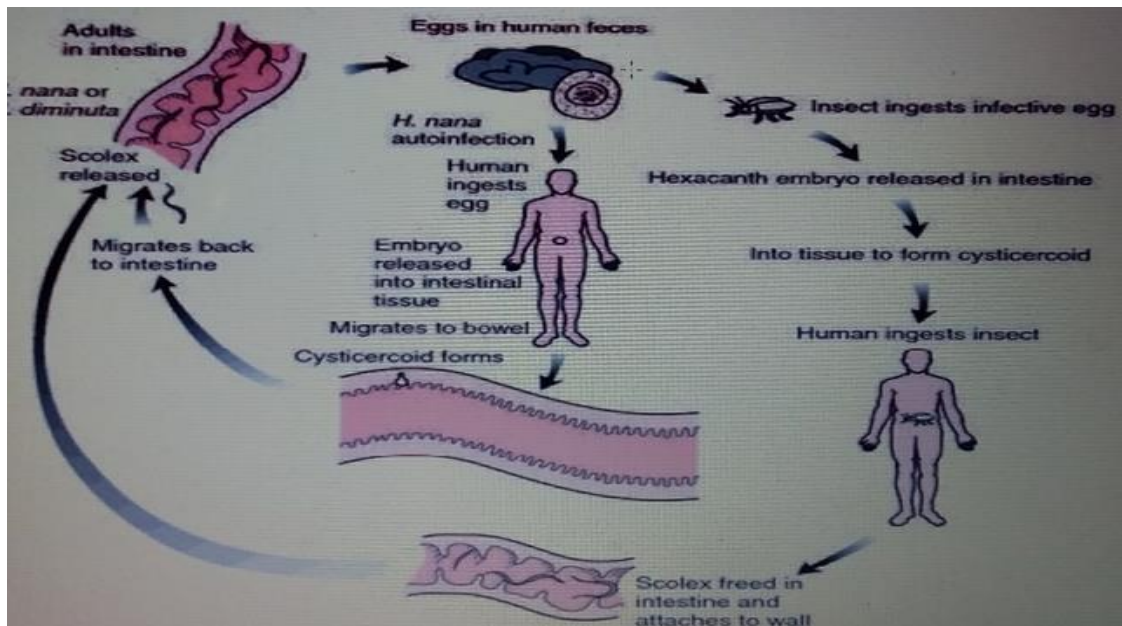


Figure 37: cycle évolutif d'*H. nana* (Aydin,2007).

### c. symptôme

L'infestation est souvent asymptomatique. La présence des vers entraîne des troubles importants caractérisés par de l'entérite (diarrhées, douleur abdominale) et des symptômes nerveux (convulsion et insomnies). Ces derniers signes cliniques étant produits par la résorption de substances toxiques excrétées par les vers (Bourée, 2003 ; Guillaume, 2007).

## Chapitre 2 : Diagnostic et Traitement des parasites digestifs

### 1 Diagnostic des parasitoses digestives

L'examen parasitologique des selles (EPS) permet la mise en évidence des parasites sous leurs différentes formes : kystes, formes végétatives, oocystes, spores, œufs, larves, vers adultes ou anneaux. Il comprend de façon standard un examen macroscopique et microscopique examen direct et après concentration (Anaes, 2003).

#### 1.2 Examen macroscopique

Il ne doit pas être négligé, car c'est un bon élément d'orientation. Il renseigne sur la consistance, la couleur (pigments biliaires), la présence de glaire, de sang et de mucus. La présence de parasites (oxyures, anneaux de ténias, ascaridés), de pseudo-parasites (filament alimentaire, goutte de graisse etc...) et permet aussi d'apprécier la digestion du bol alimentaire (Gentini et al., 1983).



### **1.3 Examen microscopique**

Il constitue l'étape essentielle de la recherche des éléments parasitaires dans les selles et comprend des méthodes quantitatives et qualitatives (Gentini et al., 1983). Plusieurs techniques ont été décrites dans la littérature. Et chaque méthode présente des avantages et des inconvénients (Thienpent et al., 1995).

#### **1.3.1 Examen direct à l'état frais**

L'examen direct permet d'étudier la viabilité des formes végétatives des protozoaires, de noter leur mode de déplacement. Il peut être faussement négatif en cas de faible parasitisme (Guillaume, 2007, Gentini et al 1983). Cet examen doit être effectué après dilution d'une pellette de selle dans une solution physiologique. Dans certains cas où il y a une grande abondance des globules blancs, rendant difficile le repérage des kystes, on a recours à la dilution à l'eau distillée Guillaume, 2007, Gentini et al 1983).

#### **1.3.2. Examen direct après coloration**

Il existe plusieurs types de colorations que l'on peut inclure dans deux grands groupes sont : colorations immédiates et Colorations permanentes.

##### **a. Coloration immédiate**

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. (blkaide 1992). tableau 6 (annexe1)

##### **b. Coloration permanentes**

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

#### **1.3.3 Examen microscopique après concentration**

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

## **a. Techniques de concentration standards**

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

### ➤ **Techniques physiques**

Les selles sont diluées dans un liquide dont la densité est soit inférieure à celle du parasite et donc on parle d'une concentration par sédimentation soit la densité du liquide est supérieure à celle du parasite et donc on parle de flottation. tableau 7 (annexe 1)

### ➤ **Techniques diphasiques**

Consiste à mettre une quantité de selle en présence de deux phases liquides non miscibles, dont l'une aqueuse et l'autre un solvant, la concentration dépend donc d'un coefficient de partage qui est conditionné pour chaque éléments fécal par sa balance hydrophile-lipophile, et donc un élément fécal dont la balance penche vers l'hydrophilie, se dépose au fond du tube et celui dont la balance penche en faveur de la lipophilie se trouve au contact de la couche du solvant dans l'interphase eau-solvant ( Mougeot, 1995). Tableau 8 (annexe 1).

## **b. Techniques spéciales**

La recherche de certains parasites nécessite la mise en route de techniques particulières choisies en fonction des renseignements épidémiologiques, cliniques, et biologiques. Tableau 9 (annexe 1).

## **2 Traitement des parasitoses digestives**

En principe, un traitement n'est pertinent que lorsque l'agent pathogène a été mis en évidence et que le tableau clinique concorde également. Tous les agents pathogènes détectés dans les selles sont loin d'être responsables de troubles gastro-intestinaux (Shukla et Sidhu, 2011).

**Tableau 10.** Traitement de maladies parasitaire chez l'homme:

Parasitose	Médicaments	Posologie	Voie	Références
Amoebiase intestinale aigue	Antiamibiens diffusibles	30-50 mg/kg/jr, en 3 prises pdt 7 a 10 jrs.	Per os ou par voie intraverneuse	Bouchene (2009)
	Métronidazole	30-40 mg/kg/jr, en 3 prises pdt 10 jrs.		
	Tinidazole	50-70 mg/kg en prise unique.		
	Secnidazole	30 mg/kg en prise unique.	Per os	
	Antiamibiens de contacts	2 gélules/jr matin et soir pdt 10jrs.		
	Tiliquinol+tilbroquinol	4 gélules/jr en 2 prises pdt 10jrs.		
	Nifuroxazide	800 mg / j pdt 6 à 8 jrs.		
Paromomycine 250 mg	E: 50 mg / kg / jrs en 4 prises			
Giardiose	Métronidazole	0,75 - 1.5 g/j pdt 5 jrs.	Per os	Payne et al. (2002)
	Tinidazole	A: 1 g/jr pdt 5 jrs.		
	Ornidazole	E : 30 à 50 mg/kg/j pendant 2 j		
	Tinidazole	A: 2 g en dose unique.		
Trichomonose intestinale	Métronidazole	A : 1 g /j pdt 7 à 10 jrs. E : 15 mg/kg/j pendant 7 j	Per os	Ndiaye (2006)
Balantidiose	Tetracycline	250 mg 4 par j pdt 4-8 semaines	orale	Majer (2015)
Blastocystose	Métronidazole	800 mg 3×/j pdt 5-10jrs	Per os	Bourée (2007)
Ascaridiose	Albendazole	400 mg en une prise.	Per os	Edouard (2004)
	Flubendazole	100 mg ×2/j pdt 3 jrs		
	Mebendazole	100 mg ×2/j pdt 2 jrs		
	Pyrantel	10-12 mg/kg en une prise.		
	Pipérazine	4 cm/j pdt 2 jrs.		
	Ivermectine	200 µg/kg en une prise.	orale	
Oxyurose	Flubendazole	100 mg en une prise.	Per os	Durand (2005)
	Pamoate de Pyrantel	10-12 mg/kg en une prise.		
	Pyrvinium	5 mg/kg en une prise.		
	Pipérazine	4 cuillères à mesure/j pdt 7jrs.		
	Albendazole	400 mg en une prise		
Trichocéphalose	Albendazole	400 mg en une prise.	Per os	
	Flubendazole	100 mg × 2/ jr pdt 3 jrs.		
Taeniases				
<i>Taenia solium,</i>	Praziquantel	10 mg/kg en une prise.	Per os	Buffaz et al. (2014)
<i>Taenia saginata,</i>		15 mg/kg en une prise		
<i>Hymenolepis nana</i>		15 mg/kg en une prise		

## 1. Matériels et méthodes

### 1.1 site d'échantillonnage

La région de Blida fait partie de la plaine de Mitidja et de la chaîne de montagnes au sud composé de l'Atlas Blidéen et le piémont (figure 38). La Mitidja est un ensemble de terres très fertiles et à faibles pentes. La diversité des sols présente des aptitudes variées en matière de cultures. On y trouve des agrumes tels que la vigne, les orangés ainsi que le blé associé à des cultures fourragères, maraîchères. Dans la zone de l'Atlas Blidéen et le piémont, la végétation est composée de pins et de cèdres de l'Atlas pouvant atteindre 45 à 50 mètres de haut sur dix mètres de circonférence. Le piémont présente des conditions favorables au développement agricole (Anonyme, 2017a). Dahel (2015) avait répertorié plus de 875 espèces de végétaux.



Figure 38. carte de Blida avec le chef-lieu

#### 1.1.1 Situation géographique

La région de Blida est située dans le tell central (centre-nord) de l'Algérie (figure 38). Elle est limitée au nord par le massif algérois et au sud par l'Atlas Blidéen, à l'Est par la continuation de la plaine de Métidja et à l'Ouest par la continuation de l'Atlas Blidéen qui rejoint le mont de Chénoua. Elle est située à 229 mètres d'altitudes par rapport au niveau de la mer, la position géographique de la région est de 36 29' 00" de latitude Nord, 2 50' 00" longitude Est. Blida s'étend sur une superficie de 53,26 km<sup>2</sup> (Anonyme, 2013).

### **1.1.2 Climat de Blida**

L'Atlas tellien protège la ville des vents secs du sud en provenance des Hauts Plateaux. Cette protection permet à la région de bénéficier d'un climat méditerranéen subhumide selon la classification de Köppen-Geiger, chaud et sec en été, froid et humide en hiver propice à l'agriculture. Les précipitations annuelles sont de 699 mm et la température moyenne est de 12°C en janvier et 25°C en aout (Anonyme, 2017b).

## **1.2 Echantillonnage**

Notre étude a été conduite de mars à juin 2018, nous avons choisi 3 types d'échantillons de selles humains afin de faire une cartographie des parasites digestifs chez l'Homme dans la Wilaya de Blida. Nous avons ciblé, 3 groupes d'étude, le personnel de la restauration collective au niveau du laboratoire d'hygiène et de santé publique de Blida (LHSP), les patients suspects dirigé vers le laboratoire de parasitologie de l'hôpital de Boufarik (LPHB) ainsi que ceux des laboratoires privés d'analyses médicales (LPAM) et des personnes saines volontaires vivant dans le bidonville à Blida (PSVBB). Les selles ont été collectés le jour même de leur arrivé au niveau des laboratoires précités, ensuite elles ont été acheminés sous glacière à +4°C vers le laboratoire de Biotechnologies Environnement et Santé à la Faculté des Sciences de la Nature et de la vie, au niveau de l'Université Saad Dahlab De Blida. Cette étude a été conduite grâce à la coopération du LHSPB, LPHB, LPAM, toutes les personnes orientaient pour un diagnostic coprologique ainsi que ceux issues du PSVBB. A cet effet, nous avons collecté 201 selles provenant des 3 sites.

### **a. Personnel de la restauration collective**

Le laboratoire d'Hygiène et de la santé de Blida réalise des enquêtes périodiques sur le parasitisme digestif chez le personnel travaillant dans la restauration collective (cuisines scolaires, restaurants privés, cuisines universitaires). A cet effet, chaque matin, nous avons récupérée les selles qui ont été orienté au LHSPB. Pendant notre investigation, un total de 47 selles a été collecté.

### **b. Hôpital de Boufarik et Laboratoire D'analyses Médicales**

La collecte des selles au niveau du LPHB et LPAM a été faite de la même manière que ceux collectés au niveau de LHSP. A cet effet, 103 selles ont récupérées.

## **c. Personnes du bidonville de Blida**

Nous avons effectué une première visite au niveau du bidonville pour sensibiliser la population sur l'importance clinique des parasitoses digestives ainsi que la nécessité de faire le diagnostic parasitologique afin de prescrire un traitement curatif. Pour les personnes ayant accepté de coopérer, ils ont été conseillés de collecter leurs selles, le matin, dans un récipient propre, sec et sur lequel est collée une étiquette portant son identité. Il a été collecté 51 échantillons selles. Nous avons bien indiqué aux personnes qu'ils ne doivent pas mélanger la selle avec de l'urine, ni du papier hygiénique ou de coton.

### **1.3 Diagnostic coprologique**

Le diagnostic coprologique est d'une importance capitale dans la confirmation ou l'infirmité d'une suspicion clinique d'une part et dans le cadre des enquêtes épidémiologiques d'autre part. Cependant, le choix des techniques et méthodes utilisées varie en fonction du type de parasite recherché ainsi que de l'abondance et de la fréquence parasitaire. Cette dernière varie en fonction de l'état immunitaire de l'hôte et des conditions environnementales.

#### **1.3.1 Examen macroscopique**

À la réception des échantillons, chaque selle a subi un examen macroscopique pour relever les informations relatives à la couleur, la consistance, l'odeur, la présence ou l'absence de glaire de sang frais ou digéré, de résidus alimentaires, lambeaux de desquamation de la muqueuse intestinale, la présence de parasites tels que les proglottis de cestodes, les oxyures, les ascarides etc....

#### **1.3.2 Examens microscopiques**

Après examen macroscopique, chaque selle a subi un examen à frais avec coloration au lugol et sans coloration ainsi qu'un examen de flottation et concentration dans 3 solutions de flottation avec différents poids spécifiques.

##### **1.3.2.1 Examen à frais sans coloration**

Diluer dans un bécher 2 g de selle dans 20 ml de l'eau distillé, sur une lame port objet on dépose, à l'aide d'une pipette pasteur, une goutte de cette dilution et la couvrir avec une lamelle couvre objet. L'observation au microscope optique se fait à l'objectif  $\times 10$  pour la recherche des œufs ou de larves d'helminthes puis au  $G \times 40$  pour confirmer leur présence et rechercher d'éventuels kystes ou forme végétative de protozoaires (figure 29). On doit balayer toute la lame avec des mouvements en zig-zag soit de haut en bas soit de droite à gauche et la figure 40 montre la technique d'examen en zig zag selon l'OMS (1993).

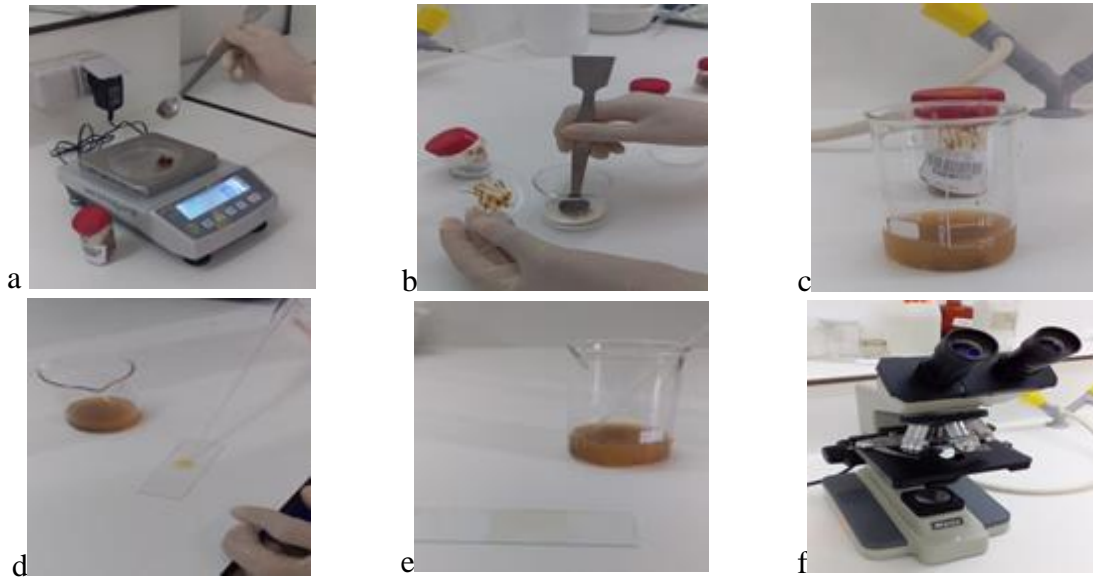


Figure 39 : Différentes étapes de préparation de selles pour l'examen à frais

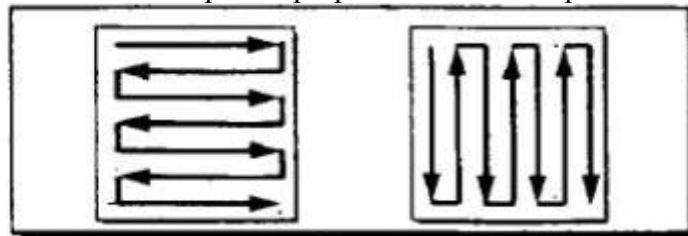


Figure 40 : Mouvements en zig-zag effectué pour la lecture de la lame porte objet (OMS, 1993).

### 1.3.2.2 Examen à frais avec coloration au Lugol

1-On dépose sur une lame porte objet une goutte de Lugol à 2% au quel on ajoute une pelleté de selles,

2-l'ensemble est trituré et les gros débris sont mis de côté

3-on recouvre le liquide avec une lamelle couvre objet (figure 42).

4- La lame est ensuite observée sous microscope à l'objectif  $\times 10$  puis  $\times 40$  pour la recherche d'éléments parasitaire (Thienpont et al., 1985).



Figure 41 : Différentes étapes de la méthode de coloration au lugol

### 1.3.2.3 Flottation et concentration

Le principe consiste à diluer une quantité de selles dans une solution dense afin de faire flotter les éléments parasitaires. Ensuite le filtrat est transvasé dans un tube à essai de 10 ml afin de concentrer les éléments parasitaires sur une petite surface (Bowmann, 2014). Nous avons utilisé 3 solutions différentes de flottation, la solution de chlorure de sodium, la solution de saccharose et la solution de zinc. Les caractéristiques des 3 solutions sont mises en exergue dans le tableau 11.

Tableau 11 : Avantages et inconvénients des 3 solutions de flottation utilisées dans le diagnostic coprologique des parasitoses digestifs chez l'Homme.

Solution	Densité	Avantages	Inconvénients	Préparation
Sucre de cuisine (Sheather)	1,27	<ul style="list-style-type: none"> <li>✓ Peu couteux,</li> <li>✓ Facile à préparer</li> <li>✓ Préserve la forme des œufs de nématodes</li> <li>✓ Indiquée pour les <i>Cryptosporidium</i></li> </ul>	<ul style="list-style-type: none"> <li>✓ Trop visqueuses,</li> <li>✓ Collante.</li> <li>✓ Risque de contamination par des moisissures</li> </ul>	<ul style="list-style-type: none"> <li>✓ 800 g de sucre</li> <li>✓ 1000 ml d'eau</li> <li>✓ 20 ml de formol du commerce</li> </ul>
Chlorure de sodium	1,2	<ul style="list-style-type: none"> <li>✓ Très peu couteux</li> <li>✓ Facile à préparer.</li> </ul>	<ul style="list-style-type: none"> <li>✓ Corrosif</li> <li>✓ Remonte presque uniquement les kystes de coccidies</li> <li>✓ Tendance à former des cristaux</li> <li>✓ Déformation importante des œufs</li> </ul>	<ul style="list-style-type: none"> <li>✓ 400 g de sel NaCl</li> <li>✓ 1000 ml d'eau</li> </ul>
Chlorure de zinc	1,50	<ul style="list-style-type: none"> <li>✓ Efficacité comparable à l'iodo mercurate de potassium</li> </ul>	<ul style="list-style-type: none"> <li>✓ Remonté importante de débris.</li> <li>✓ Stimule les larves</li> <li>✓ Perturbe la lecture</li> </ul>	<ul style="list-style-type: none"> <li>✓ 880 g ZnCl<sub>2</sub></li> <li>✓ 1000 ml d'eau</li> </ul>

(ANOFEL 2017)

La figure 42 montre les différentes étapes de la technique de flottation et concentration. Elle consiste à peser 2 g de selles, qu'il faut diluer dans 60 ml de la solution de chlorure de sodium, ou la solution de saccharose ou la solution de zinc. L'ensemble est trituré dans un mortier ensuite filtré à travers un passe thé. La suspension fécale obtenue est versée dans un tube à essai jusqu'à obtenir un ménisque convexe. On dépose une lamelle sur le tube et on laisse reposer pendant 15 min (Bowman, 2014). La lamelle est ensuite retirée et déposée sur une lame porte objet qu'on examine au microscope. On utilise le grossissement le plus faible qui permet d'avoir sous les yeux un champ de diamètre maximal pour examiner toute la surface de la préparation lentement



et systématiquement. Lorsqu'on suspecte des œufs, on passe aux grossissements 10 puis 40 pour l'identification du genre.

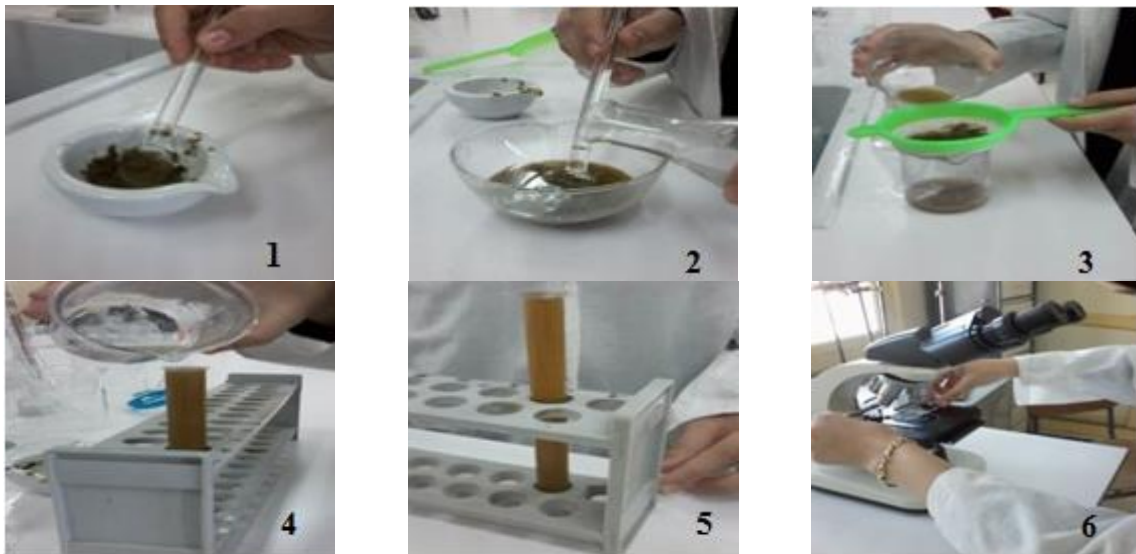


Figure 42 : Les différentes étapes de la technique de flottation et concentration

## 1.4 Analyse statistique

Deux tests et techniques statistiques différents ont été utilisés pour analyser nos données : tests chi-deux, régression logistique standard

Les tests du  $\chi^2$  (chi-deux, chi-carré) sont basés sur la statistique du  $\chi^2$  proposée par Karl Pearson, mathématicien britannique. L'objectif de ces tests est principalement de comparer des distributions entre elles (des proportions des prélèvements coprologiques positifs à des parasites intestinaux). Ces tests peuvent être appliqués à des variables de nature qualitative (binaire, nominale, ordinale, quantitative regroupée en classes comme les classes d'âge).

Ce test peut être utilisé pour comparer la prévalence d'une maladie selon les différentes classes d'âges, comme c'est le cas quand il s'agit d'étudier l'effet de l'âge sur la prévalence du portage parasitaire.

Trois types de test du  $\chi^2$  peuvent être distingués :

- Le test du  $\chi^2$  d'ajustement dont l'objectif est de comparer une distribution observée sur un échantillon à une distribution théorique (binomiale, Poisson, normale) ou à une distribution connue dans la population sous-jacente.
- Le test du  $\chi^2$  d'homogénéité dont l'objectif est de comparer deux ou plusieurs distributions observées sur des échantillons.
- Le test du  $\chi^2$  d'indépendance qui est utilisé pour étudier sur un même échantillon la liaison entre deux variables qualitatives.

La régression logistique, qui est une technique permettant d'ajuster une surface de régression à des données lorsque la variable dépendante est dichotomique (présence ou absence de parasites intestinaux), a été appliquée pour savoir quels sont les facteurs liés à la prévalence du portage et ensuite la force de liaison a été quantifiée par le rapport des cotes correspondant à chaque facteur. Il s'agit en fait de connaître les facteurs associés à un phénomène (ici l'occurrence de portage d'helminthes ou protozoaires) en élaborant un modèle de prédiction. La popularité de cette méthode est bien connue dans les sciences de la santé et en sciences humaines, où la variable à prédire est la présence ou l'absence d'une maladie, d'un symptôme ou d'un phénomène. Elle paraît comme la méthode de choix en épidémiologie. La régression logistique n'exige pas que les prédicteurs soient distribués normalement, linéaires ou qu'ils possèdent une variance égale entre chaque groupe.

En définitive, 2 logiciels statistiques ont été exploités en vue de réaliser les différents tests précédemment cités, à savoir SPSS (Statistical Package for the Social Sciences) version 22 et enfin le logiciel gratuit R (R core team, 2018). Quel que soit le logiciel utilisé, y compris pour la statistique descriptive, toutes les modalités des variables ont été alpha-numériquement codifiées. Dans tous les cas, comme prélude à l'analyse statistique, les fichiers ont été préparés par le tableur Microsoft Excel 2007.

## 2. Résultats

### 2.1. Nombre total de selles traitées par technique coprologique

Tableau 12. Nombre total de selles traitées par technique coprologique

Site de prélèvements	Frais	NaCl	Sucre	Zinc	Total
LHSP	47	47	47	47	188
PSVBB	51	51	51	51	204
LPHB et LPAM	103	103	103	103	412
<b>Total</b>	201	201	201	201	804

Au cours de cette étude, nous avons traité 201 selles, dont 103 ne provenant de personnes cliniquement suspectes à antécédents digestifs. Et 98 selles ne provenant de personnes cliniquement seines, dont 47 selles issues du personnel de la restauration collective et 51 selles provenant, des personnes volontaires contribuant au diagnostic des parasites digestifs, du bidonville de Blida. Toutes les selles ont été traitées avec 4 techniques de diagnostic coprologique, l'examen à frais, la flottation concentration dans une solution sel de cuisine (densité = 1,20), la solution de sucre (densité = 1,27) et la solution de chlorure de zinc (densité = 1,50). Nous avons réalisé au total 804 examens microscopiques, le tableau 12 montre le nombre total de selles traitées par technique coprologique.

### 2.2. Nombre de personnes parasités en fonction de la technique coprologique

Tableau 13. Nombre de personnes parasités en fonction de la technique coprologique

Site de prélèvements	Frais	NaCl	Sucre	Zinc	Total	% de positifs
LHSP	2	4	3	7	7	7,15
PSVBB	11	26	22	39	39	39,79
LPHB et LPAM	13	35	31	54	54	53,06
<b>Total</b>	26	65	56	98	98	
% de positifs	26,53	66,32	57,14	100		

Le tableau 13 montre le nombre de personnes parasitées en fonction de la technique coprologique. Il ressort que 98 personnes soit 48,75 % étaient porteuses d'un ou deux parasites digestifs. La solution saturée de zinc permet de faire flotter le maximum d'éléments parasitaires

(100 %) par rapport aux 3 autres techniques ( $P < 0,001$ ). La solution de flottation au chlorure de sodium fait flotter plus d'éléments parasitaires soit 66,32 % comparativement à l'examen à frais ( $P < 0,001$ ). Bien que le nombre positif est élevé avec la solution de flottation au chlorure de sodium (66,32 %) comparativement à celle du saccharose (57,14 %), l'analyse statistique n'a pas montrée de différence significative ( $P > 0,05$ ).

### 2.3. La régression logistique binaire :

**Tableau 14** : résultats de la régression logistique binaire

Modalités Ratio	Paramètre	Erreur standard	z value	Pr ( $> z $ )	Odds
Âge	0.01745	0.01131	1.543	0.122941	1.0176036
Lieu [T. Labo privé]	2.11710	0.48760	4.342	0.0000141286 ***	8.3069856
Lieu [T. Bidonvilles]	3.00364	0.53772	5.586	0.0000000232 ***	<b>20.1588159</b>
Sexe [T.M]	-0.31428	0.32546	-0.966	0.334219	0.7303162

La régression logistique binaire a montré que seul l'habitat constitue un facteur de risque important quant au parasitisme gastro-intestinal. Enfin, le fait d'habiter dans les bidonvilles augmente la probabilité de portage de 20.1588159 fois.

### 2.4. Patients du laboratoire d'hygiène et de santé publique de Blida (LHSPB)

**Tableau 15.** Prévalence des parasites digestifs chez les patients du LHSPB en fonction de la technique coprologique

	Frais	NaCl	Sucre	Zinc
<i>Négatifs</i>	93,62	89,36	91,49	76,6
<i>Positifs</i>	6,38	10,64	8,51	23,4
<i>E. vermicularis</i>	0	6,39	4,26	6,38
<i>B. coli</i>	2,12	2,12	2,13	6,38
<i>B. hominis</i>	2,12	0	0	2,13
<i>Entamoeba coli</i>	2,12	2,12	2,12	8,51

Le tableau 15 montre la prévalence des différents parasites digestifs chez les patients du LHSPB en fonction de la technique de diagnostic utilisée. La solution de flottation de zinc a permis de diagnostiquer plus de parasites digestifs par rapport aux solutions de flottation de chlorure de sodium, de saccharose et à l'examen à frais (tableau 14). Sept personnes ont été porteuses de 4

parasites digestifs, notamment *E. vermicularis* (figure, 44), *Entamoeba coli*, balantidium coli et *Blastocystis hominis*, chez les patients de la restauration collectif de Blida (tableau 14).

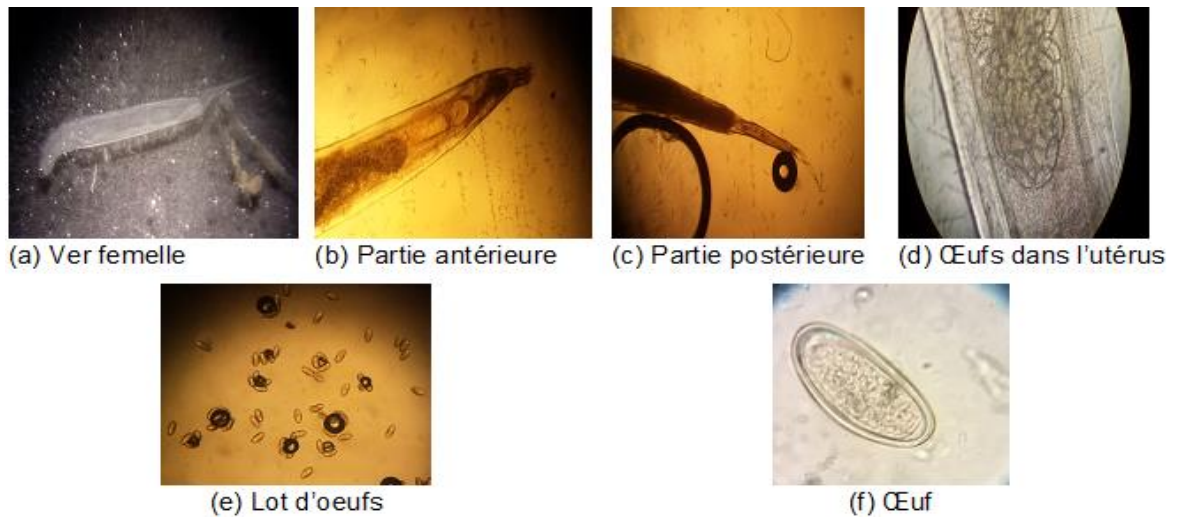


Figure 43. Femelle d'*Enterobius vermicularis* et les œufs GX40

*E. vermicularis* n'a pas été mis en évidence à l'examen à frais, en revanche, il a été mis en évidence dans les 3 solutions de flottation (tableau 15). *Blastocystis hominis* (figure 44) n'a pas été détecté dans les solutions de flottation de chlorure de sodium et de saccharose (tableau 15). *B. coli* et *Entamoeba coli* (figure 45) ont été mis en évidence par les 4 méthodes de diagnostic (tableau 15). Une personne âgé de 15 ans a été trouvée positif à *Balantidium coli* et *E. vermicularis*.

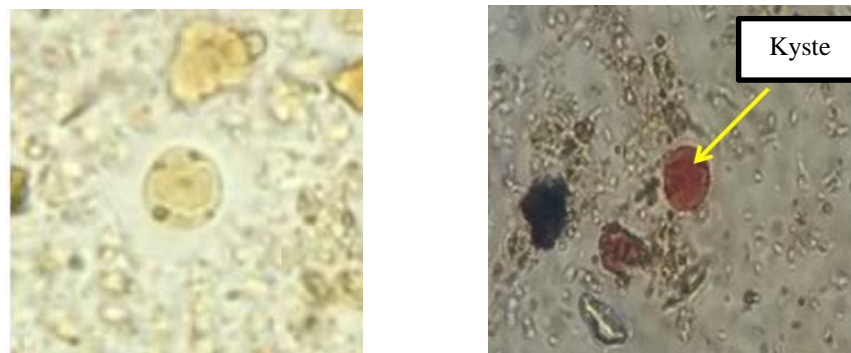


Figure 44. *Blastocystis hominis* GX40

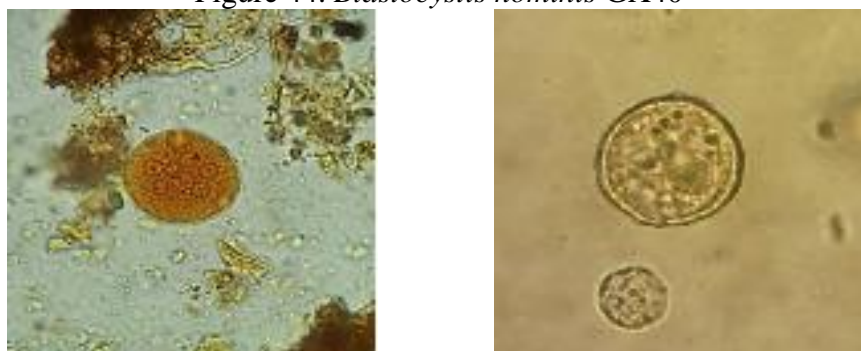


Figure 45. Kyste d'*Entamoeba coli* X40

## 2.5. Patients du laboratoire de parasitologie de l'hôpital de Boufarik (LPHB) et laboratoires privés d'analyses médicales (LPAM)

**Tableau 16.** Prévalence des parasites digestifs chez les patients du LPHB et ceux du LPAM en fonction de la technique coprologique

	Frais	NaCl	Sucre	Zinc
<b>Négatifs</b>	87,38	66,02	69,91	47,58
<b>Positifs</b>	12,62	33,98	30,09	52,42
<i>A. lumbricoides</i>	0,97	2,98	2,91	2,91
<i>T. trichura</i>	0,00	0,97	0,00	0,97
<i>E. vermicularis</i>	3,88	16,5	12,62	17,49
<i>Paragonimus</i> sp	0,00	0,00	0,00	0,97
<i>B. hominis</i>	1,95	1,94	2,91	5,82
<i>E. coli</i>	0,97	4,85	2,91	7,76
<i>Endolimax nana</i>	3,88	3,88	6,8	9,71
<i>Giardia</i> sp	0,00	0,97	0,97	0,97
<i>B. coli</i>	0,97	1,94	0,97	5,82

La prévalence des différents parasites sont mis en exergue dans le tableau 16. Les patients des LPHB et ceux du LPAM ont montré un parasitisme plus élevé que ceux du LHSPB ( $P < 0,001$ ). Nous avons mis en évidence 4 helminthes soit 33,33 % contre 5 protozoaires parasites digestifs soit 66,67 % chez les patients des LPHB et ceux du LPAM ( $p < 0,001$ ). Chez les patients parasités du LPHB et ceux du LPAM, les selles étaient diarrhéiques chez 26 individus soit 48,15 % contre 19 personnes ayant des constipations soit 35,19 %. Les parasites digestifs incriminés dans les infestations digestives par ordre décroissants sont *Enterobius vermicularis*, *Endolimax nana*, *Entamoeba coli*, *Blastocystis hominis*, *Balantidium coli* (figure 46) *Ascaris lumbricoides* (figure 47), *Trichura trichuris* et *Giardia* sp (tableau 15). On constate que la solution saturée de zinc a permis de mettre en évidence les 3 nématodes, les 5 protozoaires et un trématode (tableau 16). En revanche, *Paragonimus* sp (figure 48) n'a pas été mis en évidence avec les 3 autres méthodes (tableau 14). *Trichuris trichura* (figure 49) n'a pas été identifié à l'examen à frais ainsi qu'avec la solution saturée de saccharose (tableau 15). L'analyse statistique a montré qu'*E. vermicularis* est plus prévalent par rapport aux autres parasites ( $p < 0,0001$ ).



Figure 46. Kyste de *B. coli*, G X 40

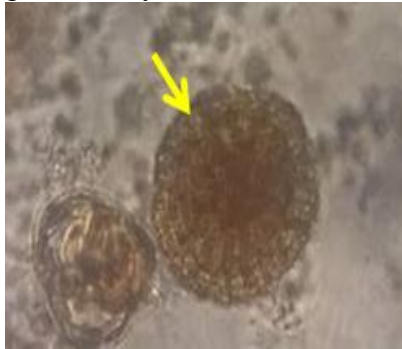


Figure 47. Œufs *A. lumbricoides* G X 40



Figure 48. Œufs de *Paragonimus* sp

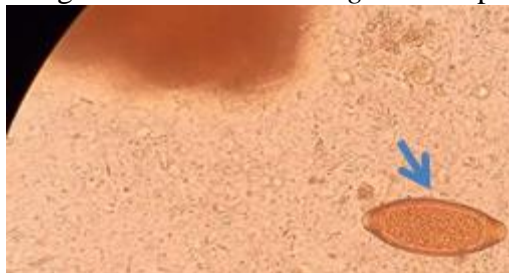


Figure 59. Oeuf de *T. trichura* G X 40

## 2.6. Patients volontaires vivant dans le bidonville à Blida (PSVBB)

**Tableau 17.** Prévalence des parasites digestifs chez les patients du PSVBB.

	Frais	NaCl	Sucre	Zinc
<b>Total</b>	50	50	50	50
<b>Négatifs</b>	78,00	52,00	56,00	22,00
<b>Positifs</b>	22,00	48,00,	44,00	78,00
<i>A. lumbricoides</i>	2,00	2,00,	12,00	16,00
<i>E. vermicularis</i>	0,00	6,00	12,00	16,00
<i>B. hominis</i>	2,00,	6,00,	2,00	6,00
<i>Entamoeba coli</i>	6,00	2,00,	6,00	8,00
<i>Endolimax nana</i>	10,00,	6,00	10,00	12,00
<i>Giardia sp</i>	2,00	10,00	2,00	14,00
<i>B. coli</i>	0,00	0,00	0,00	6,00

Le tableau 17 montre la prévalence des parasites identifiés chez les personnes vivantes dans le bidonville de Blida. Il ressort que les 39 personnes étaient parasitées par 2 nématodes soit 28,57 % contre 5 protozoaires soit un taux de 71,43 %. L'aspect des selles est diarrhéique chez 48,72 %, d'aspect sec et dur chez 23,08 % et de consistance normal chez 28,2 % des personnes. Le parasitisme dû aux nématodes présente la même fréquence pour *A. lumbricoides* et *E. vermicularis* (tableau 17). La prévalence des protozoaires digestifs variés de 6,00 à 14 %, par ordre décroissant, *Giardia sp*, *Endolimax nana*, *Entamoeba coli*, *B. hominis* et *B. coli* (tableau 17). Les hommes (19 individus) et les femmes (20 personnes) sont invariablement infestés par les mêmes parasites.

La fréquence des parasites a variée selon le site d'étude. Les prélèvements avérés négatifs sont plus fréquents au niveau du laboratoire privé par rapport aux sites ( $p < 0,0001$ ). Les oxyures sont fréquemment détectés au niveau du laboratoire privé ( $p < 0,0001$ ). *A. lumbricoides* et *Giardia sp* sont plus fréquents chez les patients du bidonville ( $p < 0,0001$ ).



### 3. Discussion

Les parasitoses intestinales constituent un problème majeur de santé publique et une menace permanente dans les pays en voie de développement (PILLY, 2016). Le diagnostic de confirmation d'une suspicion et/ou lors d'enquêtes épidémiologiques est d'une importance capitale respectivement pour les cliniciens et pour les hygiénistes (Year et al., 2015). Le choix de la technique de diagnostic, ainsi que le ou les parasites recherchés, influe significativement sur la confirmation ou l'infirmerie du diagnostic suspicion d'une part, et/ou sur la prévalence réelle lors d'enquêtes épidémiologique d'autres parts. Comme montre les résultats obtenus avec la méthode de flottation au chlorure de zinc ( $P < 0,0001$ ) qui a permis de mettre en évidence les neuf parasites identifiés comparativement aux autres solutions de flottation et l'examen à frais (tableau 14, 15 et 16).

Au cours de nos investigations, la flottation au chlorure de zinc reste une méthode de référence avec un taux de diagnostic de 100 % par rapport à la solution de saccharose, de chlorure de sodium et l'examen à frais (tableau 13). Elle présente un poids spécifique de 1,50 et permet de faire flotter tous les œufs d'helminthes (nématodes, cestodes et trématodes) ainsi les kystes et les formes végétatives des différents protozoaires digestifs (Bowman, 2014). Nous avons enregistré un taux d'infestation moyen de 48,75 %, ce dernier est en dessous de celui rapporté en Italie (Calderaro et al., 2013), en Iran (Sayyari et al., 2005). Cette différence du taux peut être expliquée par le niveau d'éducation associé à l'amélioration des conditions sanitaires et l'élévation du niveau de vie de la population. En revanche, notre prévalence reste relativement faible par rapport à celles rapportées dans d'autres pays tel que le Liban (Hamzé et al., 2004) et la République démocratique du Congo (Ngbabo, 2012).

Nous avons identifié 9 parasites avec des fréquences variables (tableau 14, 15 et 16). En effet, la prévalence des parasites digestifs chez l'homme varie d'une région à une autre et d'un pays à l'autre. Cette prévalence est tributaire des conditions socio-économiques, du niveau d'instructions des populations et du niveau de vie (Benouis et al., 2013). En revanche, les parasites identifiés sont similaires à ceux retrouvés dans la région du Maghreb (Benouis et al., 2013, El Gomri et al., 2011, Bachta et al., 1990) et en Afrique de l'Ouest (Faye et al., 1998) et en région Sahélo-Soudaniennes (Salem et al., 1994).

La prévalence des infections simples, 97,95%, sont 48 fois supérieure par rapport aux infections multiples 2,15 %. L'association *B. coli/E. vermicularis* a été la seule association retrouvée chez

les patients parasités. Ces résultats corroborent ceux rapporté par El Gomri et al., (2011) et Benouis et al., (2013). La présence d'associations parasitaires indique un très faible niveau d'hygiène sanitaire, alimentaire et fécal et des conditions de vie défavorables. La prédominance d'association de protozoaires et d'helminthes s'explique par le fait que ces parasites ont souvent un mode d'infestation semblable (Benouis et al., 2013).

Les patients ayant une orientation médicale vers les LPHB et ceux du LPAM étaient plus infectés que ceux provenant du LHSPB et PSVBB. Le parasitisme le plus dominant est celui due aux protozoaires par rapport aux helminthes dans les 3 groupes d'étude. Ces résultats sont similaires à ceux rapporté à Oran (Benouis et al., 2013), au Maroc (El Gomri et al., 2011), en Tunisie (Bachta et al., 1990). En revanche, nos trouvailles sont discordants par rapport à ceux enregistrés en Guadeloupe (Nicols et la., 2006) et en Iran (Sayyari et al., 2005). La revue bibliographique montre que dans la plupart des pays en développement, les protozoaires intestinaux prédominent. Ces espèces parasites sont transmises sous forme kystique par l'intermédiaire essentiellement d'aliments crus mal lavés (fruits, légumes, salades...) et de l'eau de boisson tirée le plus souvent des cours d'eau pollués par les excréta humains et consommée sans traitement préalable (El Kettani et al., 2006).

Nous avons répertorié 3 nématodes à savoir *A. lumbricoides*, *E. vermicularis* et *T. trichura* (tableau 14, 15 et 16) ceci est la conséquence de transmission orale et d'auto-infestation (Desoubeaux et Chandénier, 2012, Aubry, 2008), ce qui confirme que les parasitoses intestinales résultent de l'hygiène défectueuse (Benouis et al., 2013).

Un trématode *Paragonimus* sp a été identifié (tableau 15), mis-en en évidence uniquement avec la solution de flottation au chlorure de zinc, sur la base de la morphologie des œufs. Ce parasite possède un cycle évolutif dixène entre les hôtes définitifs (Homme et carnivores) et un premier hôte intermédiaire (HI) mollusques du genre *Pomatiopsis* et *Semusilcospira* et un second HI crustacé du genre *Astacus*, *Potamon* et *Sesarma* chez lequel s'enkyste les métacercaires. L'homme et les carnivores sauvages et domestiques s'infestent après ingestion de crustacés d'eau douce (Bowmann, 2014). Le parasite est très prévalent chez les personnes, vivants auprès des rivières et cours d'eau, qui consomment les crustacés d'eau douces (Bowmann, 2014). L'œuf a été mis en évidence dans les selles d'une personne orientée pour un diagnostic parasitologique à l'hôpital de Boufarik. Malheureusement, nous n'avons aucun commémoratif sur le patient. Il est souhaitable de retrouver la personne et de connaître son lieu de résidence afin de confirmer ces résultats dans son milieu naturel.

#### 4. Conclusion

Nous avons utilisé 4 techniques pour le diagnostic des parasites digestives chez l'Homme dans 3 sites de patients. Chaque technique possède un seuil de sensibilité. La flottation au chlorure de zinc a montré une sensibilité de 100 %. Le chlorure de zinc fait flotter les œufs de nématodes, cestodes, trématodes, les kystes et les formes végétatives des protozoaires. Cette technique a permis de mettre en évidence 9 parasites dont 5 protozoaires par ordre décroissant *E. nana*, *E. coli*, *B. hominis*, *B. coli* et *Giardia*. Les 4 helminthes identifiés sont 3 nématodes *E. vermicularis*, *A. lumbricoides*, *T. trichura* et un trématode *Paragonimus* sp.

Seul l'habitat constitue un facteur de risque important quant au parasitisme gastro-intestinal. Les oxyures sont fréquemment détectés au niveau du laboratoire privé, également. Au niveau des bidonvilles, *Ascaris* (nématode) suivi de *Giardia* (pathogène à transmission hydrique) sont les parasites le plus fréquents.

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



- ❖ Adam , R. D. 2001. Biology of *Giardia lamblia*. *Clin Microbiol Rev*, 14, 447-75.
- ❖ Anaes. 2003. Les recommandations pour la pratique clinique. Indications des examens de selles chez l'adulte. (Masson, Paris) ; *Gastroenterol Clin Biol*. PP ;27 :630.
- ❖ Anonyme 2017a. Direction forestier de Blida. <http://www.dgf.org.dz/fr/structure/conservation-des-for%C3%AAts-de-la-wilaya-de-blida>. Consulté le 29/07/2018.
- ❖ Anonyme 2013. Agence National de développement des investissements. <http://www.andi.dz/PDF/monographies/Blida.pdf>. Consulté le 29/07/2018.
- ❖ Anonyme 2017b. Archive météo Blida–meteoblue. <http://www.dsp-blida.dz/index.php/wilaya>. Consulté le 29/07/2018.
- ❖ Anofel 2017. Parasitologie et mycologie médicales - Guide des analyses et des pratiques de diagnostic. Editions, Elsevier Masson. 1-494.
- ❖ Anofel 2014. Anguillulose. Université Médicale Virtuelle Francophone.:5.
- ❖ Ayadi A . ,Bahri I. 1999. Parasitologie''Dientamoeba fragilis : flagelle pathogène
- ❖ Aplogan A, Schneider D, Dyck JL, Berger J. 1990. Parasitose digestives chez le jeune enfant en milieu extra Hospitalier Tropical (Sud Togo). *Ann. Pédiatrie*, 37, 677- 681.
- ❖ Aydin O. 2007. Incidental parasitic infestations in surgically removed appendices, a retrospective analysis, *Diagnostic Pathology*.24(1).16P.
- ❖ Aubry P, Bernard-Alex Gaüzère.2016. Médecine tropicale. Amoebose (amibiase).
- ❖ Aubry P. 2008. Parasitoses digestives dues à des nématodes. <http://www.Medecine-tropicale.free.fr/cours/nematode.pdf> (12/10/2008).
- ❖ Aubry P, Gaüzère B-A. 2018. Parasitoses digestives dues a des nématodes. Centre René Labusquière, Institut de Médecine Tropicale, Université de Bordeaux, 33076 Bordeaux (France). [www.medecinetropicale.com](http://www.medecinetropicale.com). mis à jour le 6/01/2018.
- ❖ Benouis A, Bekkouche Z, and Benmansour Z. 2013. Etude épidémiologique des parasitoses intestinales humaines au niveau du C.H.U. d'Oran (Algérie). *Inter. J. Innov. Appl. Studies*. 2, 613-620
- ❖ Belkaid M , Arouah H , Belazzoug S, Chellali A., Harrat Z. 1992. Diagnostic de laboratoire en parasitologie. Tome1 : examen direct. Edition. Khazna Rahma.P .212.
- ❖ Belkaid M , Bahbou M , Belaazoug S . 1989. Gaide pratique du laboratoire de parasitologie. Tome1 : Examens direct Office des Publication universitaires.Alger.P.211
- ❖ Benazou N.2010. Laboratoire de parasitologie-mycologie BOUCHER S.,NOUAILLE L.2002.maladies des lapins.P.271.

- ❖ Bittencourt-Silvestre J, Lemgruber L. & DE Souza W. 2010. Encystation process of *Giardia lamblia*: morphological and regulatory aspects. *Arch Microbiol*, 192, 259-65.
- ❖ Bouchene Z. 2009. Amibes et amibiase. Faculté de Médecine d'Alger.
- ❖ Boureeb P, 2007. Blastocystis : commensal ou pathogène ? Étude de 590 caset revue de la littérature. *Antibiotiques*, 20-4© Elsevier Masson SAS.
- ❖ Bouchaud O, Aumatitre H.1999.Diagnostic et traitement des parasitoses intestinales digestives (sauf amibias).*Encycl Med chir (Elsvire paris) 9-062-A-40.P 1-12*
- ❖ Bourée P.1989.Dictionnaire de parasitologie. Edition Ellipses.Paris.126P
- ❖ Bourée P. Parasitoses intestinales infantiles. EMC - AKOS (Traité de Médecine) 2016;11(3):1-10 [Article 8-1075]
- ❖ Bourée P. 2011.Parasitoses intestinales infantiles. EMC Maladies infectieuses.:1-9 [Article 4-015-F-10].
- ❖ Bourée P. 2010. Amoebose intestinale. *EnCyclMedChi.*; [Article19-062-B-10].
- ❖ Bourée P.2003.Unite de parasitologie.hospital de Bicette
- ❖ Bowman D.D. 2014. Diagnostic Parasitlogique. In: *Georgi'sParasitology for Veterinarians, Seventh Edition Philadelphia, 326-449.*
- ❖ Bronstein J-A, Klotz F. 2005. Cestodoses larvaires. *Encyclopédie médico-chirurgicale 8-511-A-12.* © Elsevier SAS.
- ❖ Boireau P, Guillot J, Potak B ,Vaflee I, Chermetteh R. 2002.Risques parasitaires liés aux aliments d'origine animale. *Revue Française des Laboratoires*, décembre, N ° 348.
- ❖ Brandonisio O. 2006. Waterborne transmission of *Giardia* and *Cryptosporidium*. *Parassitologia*, 48, 91-4.
- ❖ Busatti H , Alves R , SAantan-Anjos K, Gil F, Cury M, Vannier-Santos, M. A. & Gomes M. 2013. Effects of metronidazole analogues on *Giardia lamblia*: experimental infection and cell organization. *Diagn Microbiol Infect Dis*, 75, 160-4.
- ❖ Chabasse M, Danis C, Guiguen D, Racherd-Lonobl F, Botterel M. Miégeville .2010. ANOFEL, Parasitoses et mycoses des régions tempérées et tropicales, Elsevier Masson, 2e éditions .P. 30 à 33.
- ❖ Cassier P, Brugerolle G , Combes C, Grain J, Raibaut A . Fevrier 1998.le parasitisme un equilibre dynamique.Ed Masson.Paris.P.336.
- ❖ Caumes J, Chevalier B, klotz F. 2002. Oxyures et oxyuroses. EMC-Maladies infectieuses.P. 515.

- ❖ Chabasse D, Danisa M, Gueue C ,DOMINIDUE R.,BOTTEREL M.,MIEGEVILLE M.2007.Parasitoses et mycoses des régions tempérées et tropical.321P
- ❖ Chabasse D, Gueguen C, Centet N.1999 . Parasitoses et mycoses de regions temperees et tropicale.P.336CONBOY, G. 1997. *Giardia*. *Can Vet J*, 38, 245-7.
- ❖ Chatterjee A, Carpentieri A, Ratner D. M, Bullitt E , Costello C. E, Robbins P. W. & Samuelson J. 2010. *Giardia* cyst wall protein 1 is a lectin that binds to curled fibrils of the GalNAc homopolymer. *PLoS Pathog*, 6, e1001059.
- ❖ Coudert P, Dreyfuss G . 2010.Biologie te cycles parasite. Actualités pharmaceutiques n500.P-p18-22
- ❖ Coyle CM, Varughese J , Weiss LM, et *al...*, 2012. Blastocystis: to treat or not to treat... *Clin. Infect. P*.110.
- ❖ Dahl S. 2015. Le parc national de Chrea une aire protégée à influence régionale. *Revue Agrobiologia*, 7 : 5-14.
- ❖ Desportes I, Datry A. 2005.Infections a microspordies ,isosporaet sarcocystes.EMC-maladie infectieuses 2 .PP.178-196.
- ❖ Desoubeaux G, Duong T.H.2011.Parasitoses intestinales. *Option bio*. N 456-457. P -P.11-16.
- ❖ Desoubeaux G, Chandenier J. 2012. Nématodoses intestinales : aspects épidémio-cliniques et diagnostic, *Revue Francophones des laboratoires*, 42, 39-59.
- ❖ Dpouy\_Camet J. 2000 . classification et mod de transmission des parasites. *Encyclopédie médico-chirurgical. Maladie infectieuse*, 8-000-10. P5.
- ❖ Pelloux., Avril 2004 (mise à jour juin 2005). Parasitoses digestives : lambliaze, tæniasis, ascaridiose, oxyurose, amibiase, hydatidose.
- ❖ Edouar B, Bohand X B , Maslin J. 2004. Médicaments des infections à protozoaires (paludisme exclu). *EMC-Maladies Infectieuses* .P.301.
- ❖ El Guamri Y, Belghyti D, Barkia A, Tiabi M, Aujjar N, Achicha A, et al. , 2011. Bilan de dix ans sur les parasitoses intestinales au Centre Hospitalier de Kénitra (Maroc) 1996-2005, *Science Lib. Editions Mersenne*, vol 3, pp. 1-11.
- ❖ El Kattani S, Azzouzi EM, Maata A. 2006. Prévalence de *Giardia intestinalis* chez une population rurale utilisant les eaux usées à des fins agricoles à Settat (Maroc). *Médecine et maladies infectieuses*, 36, 322-328.
- ❖ Euzeby J, Bourdoise G ,Chauve C.2005.Dictionnaire de parasitologie medicale et veterinaire .Ed Lavoisier.Paris.P.492..

- ❖ Faye O, N'Dir O, Gaye O, Dieng Y, Dieng T, Bah IB, et al. 1998. Les parasitoses intestinales dans le bassin du fleuve Sénégal. Résultats d'enquêtes effectuées en milieu rural. *Méd. Afrique Noire*, 45, 491-495
- ❖ Faucher J-L .1997. BactéριοFiches : Technique en bactériologie clinique. Edition. Ellipses.P. 174.
- ❖ Fosting M-S. 2005. Etude phytochimique et des activités biologique de maeura angolensis DC. Thèse de doctorat. Université de Bamako.P.149
- ❖ Frederich L-S , Lynn R-A. 2008 Oct .Current World Status of Balantidium coli,Clin Microbiol Rev.; 21(4): 626–638.
- ❖ Freedman A-R. 1992. *Giardia lamblia* as an intestinal pathogen. *Dig Dis*, 10, 102-11.
- ❖ Fletcher SM, Damien A, Starkt BC, Harkness J, Ellisa J. 2012. Enteric protozoa in the developed world. *Clinical Microbiology*.;25(3):420-449.
- ❖ Gentilini M , Danis M , Brucker G, Duflo B ,Lenoble R. 1983. Diagnostic en parasitologie.Ed Masson Paris, P. 153
- ❖ Guillaume V. 2007 .parasitologie : Auto- évaluation manipulation. Ed De Boeck.P. 128.
- ❖ Hashimoto T , Sanchez L-B , Shirakura, T , Muller M. & Hasegawa M. 1998. Secondary absence of mitochondria in *Giardia lamblia* and *Trichomonas vaginalis* revealed by valyl-tRNA synthetase phylogeny. *Proc Natl Acad Sci U S A*, 95, 6860-5.
- ❖ Jaquemin P, Jaquemin J-L. 1987. Abrégés de parasitologie clinique. 2eme édition. Masson. Paris.P. 272.
- ❖ Jund C . 2000. Diagnostic des parasitoses digestives. Paris : ESTEM ..
- ❖ Spicer J-W. 2003. Pratique Clinique en bactériologie , mycologie et parasitologie. Paris : Flammarion médecine science. P .219.
- ❖ Keiser J , & Utzinger J. 2010., The drugs we have and the drugs we need against major helminth infections. *Advances in parasitology*, 73, 197-230.
- ❖ kinase evolution and unique parasite biology. *Genome Biol*, 12, R66.
- ❖ Lamy L-H. 1980.Protozoaires et helminthes parasites,recherche et identification au laboratoire.3eme edition.maloines.Paris.P.622.
- ❖ Lewis D-J. & Freedman A-R. 1992. *Giardia lamblia* as an intestinal pathogen. *Dig Dis*, 10, 102-11.
- ❖ Majer S, Eumayr A. 2015. Parasites de l'appareil gastro-intestinal. *Forum médical suisse*.15(11):242-250.
- ❖ Maylis de Lorgeril .2011 . thèse : infection a *Blastocystis hominis* épidémiologie, physiopathologie contrôle.
- ❖ Mbaye B , Klotz F. 2003 .Ascaris et ascaridiose. EMC-maladies infectieuses.P.P: 5-3.



- ❖ Mehlhom H .2008. Springer Encyclopedy of parasitology. Thirdedition, Vol 2. P.1592.MAJER S., NEUMAYR A., 2015 .. Parasites de l'appareil gastro-intestinal. Forum médical , suisse.P.250.
- ❖ Mogoat G .1995. Des examens en parasitologie. Ed Mossou.Paris. IBSN2-225-84625-1.P 25-27
- ❖ Mok M-T , Tay E , Sekyere E , Glenn W-K, Bagnara A-S. & Edwards M-R. 2005. *Giardia intestinalis*: molecular characterization of UDP-N-acetylglucosamine pyrophosphorylase. *Gene*, 357, 73-82.
- ❖ Moulimier C. 2003. Parasitologie et mycologie (element de morphologie et biologie ) lavoisier .P.10,11,39,101,281.172.796.
- ❖ Mougeot G.2001.Infection a protozoaires et environnement. Revue française des laboratoires .N 36 .P-P.25-31.
- ❖ Murrell , Manning G , Reiner D-S , Lauwaet T, Dacre M , Smith A , Zhai Y , Svard S. & Gillin F-D. 2011. The minimal kinome of *Giardia lamblia* illuminates early .
- ❖ Ndiaye A , Diagne-Gueye T, Soko A, Ndiaye F, Klotz .2017. Amoebose intestinale. Elsevier Masson SAS.
- ❖ Ndiaye A. 2006 .contribution à l'étude des parasitoses intestinales à l'institut de pédiatrie sociales de Pikine -Guediawaye: Cheikh anta diop de-Dakar.: 3.
- ❖ Nicolas X , Chevalier B , Simon F , Klotz F.2002. "Traitement des parasitoses intestinales (amibiase et mycose excluses)", *Encycl. Méd. Chir. (Elsevier, Paris)*, 9- 062-A-60, pp. 1-13, 20
- ❖ Nicols M, Perez JM, Carme B. 2006. Diagnostic des parasitoses intestinales au CHU de la Guadeloupe : évolution de 1991 à 2003. *Bull. Soc. Pathol. Exot.*, 99, 254-247
- ❖ Nozais J-P.1996.Maladies parasitaires et péril fécal : les maladies dues aux helminthes.*Giardia intestinalis*: molecular characterization of UDP-N-acetylglucosamine pyrophosphorylase. *Gene*, 357, 73-82.
- ❖ Ngbabo N .2008. Prevalence des parasitoses intestinales auC.S Boyoma au cours au premier semestre
- ❖ OMS.1993.Technique de base pour les laboratoire. Parasitologie medicale.Geneve.
- ❖ Oudaina W , Tligui H , Abdouelouaf M , Khadiri F, Agoumi A . 2009. *Giardia intestinalis* et retard staturo-pondéral chez l'enfants, 27-31.
- ❖ Payne P-A, Ridley R-K, Dryden M-W, Bathgate C, Milliken G-A. & Stewart P. 2002. Efficacy of a combination febantel-praziquantel-pyrantel product, with or without

vaccination with a commercial *Giardia* vaccine, for treatment of dogs with naturally occurring giardiasis. *J Am Vet Med Assoc*, 220, 330-3.

- ❖ Pays J-F. 2002. Guide des examens de laboratoire. 4ème Ed (Médecine science).
- ❖ Pechere J-C. 1991. Les infections. 3ème Ed Maloine. Paris. 240P.
- ❖ Petithory J-C. 1998. Amibes et flagellés intestinaux, amibes oculaires leur diagnostic microscopique. Cahier de formation biologie médicale N°11 septembre, P 174-180, P 184-188, P 190-202.
- ❖ Pilly. ECN 2016-4e édition Maladies infectieuses et tropicales -Préparation ECN - UE6 N°168 Parasitoses digestives : giardiase, amébose, téniasis, ascaridiose, oxyurose , p227-232
- ❖ Rey P, Andriamanantena D, Bredin C, Klotz F. 2005. Colites parasitaires. *EnCyclMedChir*. (Elsevier. Paris. 9-062-A-45.
- ❖ Ripert C, Neves L, Apriou M, Tribouley J, Tribouleydure T J, Haumont G, Trouve B. 1996. Epidémiologie de certaines endémies parasitaires dans la ville de Guadalupé . *Rev Bull. Soc. Path.* : (89) ;252-258.
- ❖ Rosset J-J. 1993. Copro-parasitologie pratique . Intérêt et méthode (nation sur les parasites de tube digestif). Ed ESTEM. P.5-31.
- ❖ Rousset J-J. 1995. Maladie parasitaires. Ed Elsevier Masson. Paris. P. 192.
- ❖ Salem G, Van De Velden L, Laloé F, Maire B, Ponton A, Traissac P, et al. 1994. Parasitoses intestinales et environnement dans les villes Sahélo-Soudaniennes: l'exemple de Pikine (Sénégal)", *Rev. Epidém. Santé Publ.*, 42, 322-333, 1994.
- ❖ Santiso R. 1997. Effects of chronic parasitosis on women sheath international journal of Gynecology & obstetrics 58. PP.129-136.
- ❖ Sayyari A-A, Imanzadeh F, Bagheri Yazdi S-A, Karami H. & Yaghoobi M. (2005). Prevalence of intestinal parasitic infections in the Islamic Republic of Iran. <http://www.who.int/iris/handle/10665/116956>.
- ❖ Schmidt G-D, Roberts L-J. 1989. Foundations of parasitology. Fourth Edition. Times Mirror/Mosby. college publishing. P.750.
- ❖ Shukla G, & SIDHU R-K. 2011. Lactobacillus casei as a probiotic in malnourished *Giardia lamblia*-infected mice: a biochemical and histopathological study. *Can J Microbiol*. P. 127.
- ❖ Sulaiman I-M, Jiang J, Singh A, Xiao L. 2004. Distribution of *Giardia duodenalis* genotypes and subgenotypes in raw urban wastewater in Milwaukee, Wisconsin. *Appl Environ Microbiol*, 70, 3776-80.

- ❖ Sulemana A, Paget T-A, JarroL E-L. 2014. Commitment to cyst formation in *Giardia*. *Microbiology*, 160, 330-9.
- ❖ Suzuki C-T, Gomes J-F, Falcao A-X, Papa J-P . & Hoshino-Shimizu S. 2013. Automatic segmentation and classification of human intestinal parasites from microscopy images. *IEEE Trans Biomed Eng*, 60, 803-12.
- ❖ Testa J, Klizimand I, Conton G, Delmont J, DI Costanz B, Gaxotte P.1990. Traitement de lamguillulose ,de l'ascaridiose et l'ankylostomiase parl l'inermectine (mectizant ) a Bangui (RCA).*Med Afr,Noire*.P.37,283-284.
- ❖ Tortora G-J, Frenk B-R, Case C-L. 2003.Introduction a la microbioilogie .Eduition de renouveau pedagogique, ERPI.Canada.PP.756-793.
- ❖ Totrora G-J, Nicholas P, Bergen C. 1988.principes d'anatomie et de physiologie .5eme Eduition CEC,ISBNB 2-7617-0419-3.
- ❖ Thivierge k. 2014. Identification morphologique des parasites intestinaux. Rev Quebequienne .Institut nationale de santé publique.
- ❖ Vogelberg C, Stensvold CR . 2010. Monecke S et al. Blastocystis sp, subtype 2 detectionduring recurrence of gastrointestinal and urticarial symptoms. *Parasitology international*. P.469 .
- ❖ Wéry M.1995. Protozoologie médicale. Bruxelles: De Boeck et lacier.
- ❖ Year H., Poirier P., Dupouy-Camet J. Classification et mode de transmission des parasites. *EMC - Maladies infectieuses* 2015;12(3):1-12 [Article 8-000-D-10].
- ❖ Ziam H.2017. Diagnostic précoce des taeniasés chez l'homme. Détection de coproantigènes par l'ELISA sandwich. Éditions Universitaires Européennes. pp. 59.
- ❖ <http://www.doctissimo.fr/html/sante/atlas/fiches-corps-humain/systeme-digestif-02.htm>
- ❖ <http://www.dpd.cdc.gov>
- ❖ <http://www.cdc.gov/dpdx>

**Tableau 3.**description des formes parasitaires des agents non pathogènes

<b>Parasite</b>	<b>Trophozoïtes</b>	<b>Kyste</b>
<i>E. coli</i>	<ul style="list-style-type: none"> <li>-Déplace par des pseudopodes non rectilignes ;</li> <li>-Taille de 20 à 30µm de diamètre.</li> <li>-Cytoplasme est granuleux contenant de grosses vacuoles.</li> <li>-Noyau est visible, il est tapissé en ses extrémités d'une couche de chromatine périphérique fine et irrégulière avec un caryosome excentré (figure10)</li> </ul>	<ul style="list-style-type: none"> <li>-Kyste rond ou allongé réfringent</li> <li>-Taille 18 à 20µm de diamètre, c'est le plus gros kyste d'amibes.</li> <li>-Vacuole centrale</li> <li>-1 à 8 noyaux à maturités,</li> <li>Ne se caractérise pas ces cristoïdes en forme d'aiguille (figure 11)</li> </ul>
<i>E. hartmani</i>	<ul style="list-style-type: none"> <li>-Taille de 6 à 7 µm de diamètre,</li> <li>-Cytoplasme est granuleux au centre avec une petite vacuole et peu d'inclusion.</li> <li>-Noyau est comparable à celui de <i>d'E. histolytica</i> (figure12)).</li> </ul>	<ul style="list-style-type: none"> <li>-Taille de 12 à 15 µm de diamètre,</li> <li>-Forme arrondi,</li> <li>-Quatre noyaux caractérisés par sa paroi réfringente</li> <li>-Présence des corps cristoïdes à l'intérieur du cytoplasme (figure 13).</li> </ul>
<i>E. nanus</i>	<ul style="list-style-type: none"> <li>-Taille : 8-10µm. pseudopodes en forme de boursouffure caractéristiques,</li> <li>Vacuoles : nombreuses et petites.</li> <li>-Noyau : avec un caryosome globuleux, et pas de Chromatine (figure 14).</li> </ul>	<ul style="list-style-type: none"> <li>-Taille : 6-8µm.</li> <li>-Forme arrondie plus ou moins ovoïde.</li> <li>-Coque externe mince, peu réfringente.</li> <li>-Pas de corps cristoïde.</li> <li>-Noyau : 1, 2ou4 regroupés en 2 aux extrémités (figure 15).</li> </ul>
<i>P. butschlii</i>	<ul style="list-style-type: none"> <li>-Taille : 8-15µm.</li> <li>-Un pseudopode en doigt de gant puis de nombreux pseudopodes larges et courts.</li> <li>-Vacuoles : nombreuses avec inclusions.</li> <li>-Noyau : invisible chez les formes vivantes, gros caryosome réfringent, plutôt (figure 16).</li> </ul>	<ul style="list-style-type: none"> <li>-Taille : 10µm.</li> <li>-Forme variable, arrondie ou ovoïde,</li> <li>-Contour : épais et réfringent.</li> <li>-Vacuole : une seule qui se colore au Lugol.</li> <li>-Un seul noyau (figure 17).</li> </ul>

(Guillaume, 2007, Moulinier, 2003, Thivierge, 2014).

Tableau 6. Techniques de coloration en parasitologie

	Produit utilisée	intérêt	Références
Coloration immédiate	Lugol :	Il donne une bonne coloration des kystes des protozoaires, le membranes externes et nucléaires sont colorées en marron	Rousset, 1993
	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	Héματοxyline ferrique	colore les noyaux des amibes ce qui permet de différencier entre les espèces
Alcool Poly Vinylique (APV) trichrome		Facilite l'identification des amibes	Guillaume 2007
Noir chlorazol de Kohn		Facilite l'identification des protozoaires	Guillaume 2007
Zeihl Neelsen modifiée par Henriksen et Poblentz		met en évidence les oocystes de <i>Cryptosporidium sp</i> et d' <i>Isospora belli</i>	Rousset, 1993
Coloration au trichrome de Weber		met en évidence les microsporidies	Rousset, 1993

Tableau 7. Techniques de concentration physiques

<b>Technique</b>		<b>Intérêt</b>	<b>Références</b>
<b>Basée sur la sédimentation</b>	Sédimentation simple	Recherche des larves d'anguillule et les oeufs d'ascaris non fécondés	Rousset (1993)
	Sédimentation Concentration	Même que la sédimentation simple	
<b>Basée sur La flottation</b>	Méthode de Willis	Recherche des œufs d'Hymenolepis nana surtout dans les enquêtes épidémiologiques.	Guillaume (2007)
	Technique Faust	Mise en évidence des œufs d'helminthes	Desportes et al. (2005)
	Méthode de Janeckso-Urbanyi.	Permet de concentrer les œufs d'helminthes en général, d'Hymenolepis en particulier	

**Tableau 8.** Techniques de concentration diphasiques

<b>Technique</b>	<b>Intérêts</b>	<b>Références</b>
<b>Telman-rivas</b>	Concentre bien les parasites les plus courants	Rousset 1993)
<b>Bailenger</b>	Concentre bien les kystes tels ceux de <i>Giardia</i> , des amibes, les œufs de trichocéphale, ainsi les oocystes de cryptosporidies	Mougeot 1995
<b>Thebault simplifiée</b>	Particulièrement intéressante pour concentrer les kystes des amibes et les noyaux deviennent extraordinairement nets	Rousset ,1993 ;Guillaume,2007
<b>Concentration par le M .I.F</b>	-permet la coloration et la conservation des protozoaires. -Concentre bien les kystes de protozoaires, les œufs d'ascaris et d'Hymenolepis	Moulinier,2003
<b>Technique de Ritchie</b>	Mise en évidence des kystes de protozoaires et des œufs d'helminthes .	Rousset,1993 ; Testa et al 1990

**Tableau 9.** Techniques spéciales

<b>Technique</b>	<b>Intérêts</b>	<b>Références</b>
<b>Scotch-test de Graham (ST)</b>	Est le meilleur moyen pour mettre en évidence les oeufs d'oxyure et même ceux de <i>Tania saginata</i> retrouvés au niveau de la marge anale et absente au niveau des selle .	Rousset,1993, Testa,1990
<b>Technique de Kato</b>	Recherche des oeufs d'helminthes. Numération des oeufs.	OMC,1993., Mougeot, 1995
<b>Numération des oeufs</b>	Le nombre des oeufs reflète l'importance d'une infestation parasitaire puisque ce nombre est proportionnel au nombre de vers, ce qui permet : -d'apprécier le retentissement physiologique de la parasitose ; -d'évaluer l'efficacité d'une thérapeutique.	Rousset,1993