

**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**



**Mémoire de Fin D'Etudes**

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

**Option: Parasitologie**

**Thème**

**Recherche des parasites intestinaux chez des patients  
externes et hospitalisés à l'hôpital de kolea**

Présenté par :

**Melle Mebarki Amina**

**Melle Settouf Rosa**

Soutenu le 17/09/2020, devant le jury :

<b>Présidente</b>	<b>Mme KARA F/Z</b>	<b>PR</b>	<b>BPO /USDB1</b>
<b>Examiner</b>	<b>Mme TALEB M</b>	<b>MAB</b>	<b>BPO/USDB1</b>
<b>Promoter</b>	<b>Mme ZERKAOUI A</b>	<b>MAA</b>	<b>BPO/USDB</b>
<b>Co-Promoteur</b>	<b>Dr. GOUGAM R</b>	<b>MASP</b>	<b>EPH</b>

**Année universitaire: 2019-2020**

## **Remerciements**

*Nous tenons tout d'abord à remercier Dieu le tout puissant et miséricordieux, qui nous a donné la force et la patience d'accomplir ce modeste travail.*

*En second lieu, nous remercions professeure **F/Z. Kara**, Maître de conférences B en parasitologie- Blida qui nous a fait l'honneur d'avoir accepté de présider le jury de soutenance.*

*Professeure **M. Taleb**, maître assistantes B qui nous a fait l'honneur d'avoir accepté d'examiner ce travail, dont on est très reconnaissantes.*

*Professeure **A. Zerkaoui**, maître assistante à l'université Saad Dahleb Blida pour avoir encadré et dirigé ce travail, pour sa disponibilité, ses conseils et le temps qu'elle a bien voulu nous consacrer, d'être la directrice de notre mémoire, pour son aide, son soutien et sa simplicité dans l'orientation.*

*Nous remercions également notre Co- encadrant de mémoire de fin d'étude, Docteur **R. Gougam**, médecin assistant spécialiste principal en parasitologie-mycologie pour son assistance technique au laboratoire et pour sa disponibilité sur le terrain.*

*Un grand merci tout particulier aux **Dr. L. Abdeltif**, et monsieur **D. Aouni** coordinateur des activités paramédicales du laboratoire central de l'EPH de Koléa à Tipaza, à qui nous leurs adressons nos sincères remerciements et notre profonde gratitude.*

*Enfin un grand merci à toute personne qui a contribué de près ou de loii a l'élaboration de ce modeste travail.*

## **DEDICACE**

*Je dédie ce mémoire*

**✚ 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 ma adorable sœur meriem wafa, et mon frère youcef :**

*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 la famille mebarkí, A la famille maízi ;**

*Vous avez toujours été présents pour les bons conseils. Veuillez trouver dans ce modeste travail ma reconnaissance pour tous vos efforts.*

**✚ A ma binôme « Rosa » :**

*Je vous dédie ce travail avec tous mes vœux de bonheur et de santé.*

**✚ A mes chères amies**

***Bougroun R, Abdelli F, boufas K, Arab D, Bourkaib R, seffah N***

*A tous les moments qu'on a passé ensemble, à tous nos souvenirs ! Je vous souhaite à tous longue vie pleine de bonheur et de prospérité.*

**✚ A mes chers collègues**

*Tous les étudiants de parasitologie et surtout ma promotion 2019/2020.*

**MEBARKI AMINA**

## **DEDICACE**

*Avec l'aide de Dieu le tout puissant, nous avons pu achever ce travail  
que je dédie:*

*A la lumière de mes yeux et le bonheur de mon existence les plus*

*Chères et les plus idéaux homme et femme dans ma vie « mon  
Père et ma mère » pour l'amour qu'ils m'ont porté et pour leur soutient  
et*

*Conseils, que m'ont donnés confiance, courage et sécurité. Qu'ils  
trouvent ici le témoignage de ma grande affection et amour;*

*A mes très chers frères: noumène, Riad*

*A mon grand-père et ma grand-mère*

*A toutes mes amies : A mes chères amies : Zeraïmi L, Tlemsani L et  
Mebarki A*

**SETTOUF ROSA**

# TABLE DE MATIERE

Liste des tableaux

Liste des figures

Liste des abréviations

Résumés

**Introduction**.....1

## **Chapitre I : Etude bibliographique**

I .1.Généralité sur les inflammations digestives.....3

I .2.Classification des parasites digestifs chez l'homme .....4

I .3.Protozoaires digestifs.....6

I .3.1. Mastigophora (Flagellés).....6

I .3.1.1.*Giardia intestinalis*.....6

I .3.1.2.*Trichomonas intestinalis*.....8

I .3.2 .Ciliophora (Ciliés).....10

I .3.2.1.*Balantidium coli*.....10

I .3.3.Sarcodina (Amibes).....12

I .3.3.1.Amibe pathogène.....12

I .3.3.1.1.*Entamoeba histolytica*.....12

I .3.3.2.Amibes non pathogènes.....15

I .3.3.2.1.*Entamoeba coli*.....15

I .3.3.2.2.*Endolimax nana*.....16

I .3.3.2.3.*Pseudolimax butschlii*.....16

I .3.3.2.4.*Entamoeba hartmanni*.....17

I .3.4.Blastocystea.....	18
I .3.4.1. <i>Blastocystis hominis</i> .....	18
I .4.Helminthes intestinaux.....	20
I .4.1.Les némathelminthes.....	20
I .4.1.1.Nématodes.....	21
I .4.1.1.1. <i>Ascaris lombricoïdes</i> .....	21
I .4.1.1.2. <i>Trichuris trichiura</i> .....	23
I .4.1.1.3. <i>Strongyloides stercoralis</i> .....	25
I .4.1.1.4. <i>Enterobius vermicularis</i> .....	28
I .4.2. Plathelminthes.....	30
I .4.2.1.Cestodes.....	30
I .4.2.1.1. <i>Hymenolepis nana</i> .....	30
I .4.2.1.1. <i>Taenia saginata</i> .....	32
I .5. Mode de contamination et l'épidémiologie des parasitoses intestinales.....	34
I .5.1.Mode de contamination.....	34
I .5.2.Répartition géographique.....	35
I .6.Prophylaxie .....	38

## **Chapitre II : Matériel et Méthodes**

II .1. Lieu et période d'étude.....	38
II .2. Situation géographique.....	38
II .3.Objectifs du travail.....	38
II .4.Condition du prélèvement.....	38

II .4.1.Récolte des selles.....	38
II .4.2. Fiche de renseignement.....	39
II .5.Matériels.....	39
II .5.1.Population d'étude .....	39
II .5.2.Origine des prélèvements.....	39
II .5.3.Matériel de laboratoire.....	39
II .6.Méthodes.....	40
II .6.1.Examen coproparasitologique.....	40
II .6.2.Examen Macroscopique.....	41
II .6.3.Examen microscopique .....	41
II .6.3.1.Examen direct à l'eau physiologique .....	41
II .6.3 .2.Examen direct après coloration au Lugol.....	42
II .6.3.3. Examen direct après concentration par la technique de Ritchie simplifiée.....	43
II .6.3.4.Technique de flottation Willis.....	44
II .6.3.5.Méthode par éclaircissement : méthode de kato-katz.....	45
 <b>Chapitre III : Résultats et discussion</b>	
<b>III .1.Résultats.....</b>	<b>47</b>
III .1.1.Caractéristiques démographiques .....	47
III .1.1.1.Description de la population d'étude .....	47
III .1.1.1.1.Répartition de la population selon tranches d'âge .....	47
III .1.1.1.2.Répartition de la population selon le sexe.....	48
III .1.1.1.3.Répartition de la population hospitalisée selon les services .....	49
III .1.2.Caractéristiques cliniques.....	50

III .1.2.1. Répartition des populations selon les signes cliniques.....	50
III.1.3. Diagnostic parasitologique .....	51
III .1.3.1. Prévalences globale .....	51
III .1.3.2.La répartition des résultats négatifs et positifs chez les patients hospitalisés et externes.....	51
III .1.3.3. Prévalence globale du parasitisme selon le sexe chez les patients hospitalisés et externes .....	53
III .1.3.4. Analyse des EPS positifs.....	53
III.1.3.4.1. Définition des cas.....	53
III.1.3.4.2.Type des associations parasitaires observées chez les patients externes et hospitalisés.....	54
III .1.3.4.3. Répartition des parasites retrouvés.....	54
III .1.3.4.4. Fréquence globale des cas positifs selon la nature de l'EPS.....	57
III .1.3.4.5. Fréquence globale des parasitoses selon la consistance de la selle.....	58
<b>III .2 Discussion.....</b>	<b>59</b>
<b>Conclusion.....</b>	<b>64</b>

## Références bibliographiques

## Annexes



## LISTE DES TABLEAUX

<b>Tableau N°</b>	<b>Titre</b>	<b>Page N°</b>
<b>Tableau 1.</b>	Classification des protozoaires parasites intestinaux et maladies correspondantes.	<b>4</b>
<b>Tableau 2.</b>	Classification des helminthes intestinaux et maladie correspondantes	<b>5</b>
<b>Tableau3.</b>	Répartition de la population des patients hospitalisés selon tranches d'âge	<b>47</b>
<b>Tableau 4.</b>	Répartition de la population des patients externes selon tranches d'âge	<b>48</b>
<b>Tableau 5.</b>	Répartition de la population hospitalisée selon les services	<b>49</b>
<b>Tableaux 6.</b>	Prévalence globale du parasitisme selon le sexe chez les patients hospitalises	<b>53</b>
<b>Tableaux 7.</b>	Prévalence globale du parasitisme selon le sexe chez les patients externes	<b>53</b>
<b>Tableau 8.</b>	Type des associations parasitaires observées	<b>54</b>
<b>Tableaux 9.</b>	La répartition des espèces parasitaires les patients hospitalisés	<b>55</b>
<b>Tableaux 10.</b>	La répartition des espèces parasitaires les patients externes	<b>56</b>
<b>Tableaux 11.</b>	Fréquence globale des cas positifs selon la nature de l'EPS	<b>57</b>
<b>Tableaux 12.</b>	Fréquence des parasitoses selon la consistance de la selle	<b>58</b>

## LISTE DES FIGURES

<b>Figure N°</b>	<b>Titre</b>	<b>Page N°</b>
<b>Figure 1.</b>	Forme végétative de <i>G. intestinalis</i>	<b>7</b>
<b>Figure 2.</b>	Schéma d'un kyste de <i>G. intestinalis</i>	<b>7</b>
<b>Figure 3.</b>	Cycle évolutif de <i>G. intestinalis</i>	<b>8</b>
<b>Figure 4.</b>	Forme végétative de <i>T. intestinalis</i>	<b>9</b>
<b>Figure 5.</b>	Cycle évolutif de <i>T. intestinalis</i>	<b>9</b>
<b>Figure 6.</b>	Schéma des formes végétative et kystique de <i>B. coli</i>	<b>11</b>
<b>Figure 7.</b>	Cycle évolutif de <i>B. coli</i>	<b>11</b>
<b>Figure 8.</b>	Schéma des formes végétative et kystique d' <i>E. Histolytica</i>	<b>13</b>
<b>Figure 9.</b>	Cycle évolutif d' <i>E. Histolytica</i>	<b>14</b>
<b>Figure 10.</b>	Forme végétative (a) Kyste (b) d' <i>E. coli</i>	<b>15</b>
<b>Figure 11.</b>	Forme végétative (a) Kyste (b) d' <i>E. nanus</i>	<b>16</b>
<b>Figure 12.</b>	Forme végétative (a) Kyste (b) de <i>P. butschlii</i>	<b>17</b>
<b>Figure 13.</b>	Forme végétative (a) Kyste (b) d' <i>E. hartmani</i>	<b>18</b>
<b>Figure 14.</b>	Kyste de <i>B. hominis</i>	<b>19</b>
<b>Figure 15.</b>	Cycle évolutif de <i>B. hominis</i>	<b>20</b>
<b>Figure 16.</b>	Adultes d' <i>A. Lombricoïde</i> : mâle en haut, femelle en bas	<b>21</b>
<b>Figure 17.</b>	Œuf d' <i>A. Lombricoïde</i>	<b>22</b>
<b>Figure 18.</b>	Cycle évolutif d' <i>A. Lombricoïde</i>	<b>22</b>
<b>Figure 19.</b>	Adulte de <i>T. Trichiura</i> (a) femelle (b) male	<b>24</b>
<b>Figure 20.</b>	Œuf d' <i>T. trichiura</i>	<b>24</b>
<b>Figure 21.</b>	Cycle évolutif de <i>T. trichiura</i>	<b>25</b>
<b>Figure 22.</b>	Anguillule mâle (a) et femelle (b)	<b>26</b>
<b>Figure 23.</b>	Œuf de <i>S. Stercoralis</i>	<b>26</b>
<b>Figure 24.</b>	Cycle évolutif de <i>S. Stercoralis</i>	<b>27</b>
<b>Figure 25.</b>	Vers adultes d' <i>E. vermicularis</i>	<b>28</b>
<b>Figure 26.</b>	Œufs d' <i>E. vermicularis</i> , Test à la cellophane adhésive anal	<b>29</b>
<b>Figure 27.</b>	Cycle évolutif d' <i>E. Vermicularis</i>	<b>29</b>
<b>Figure 28.</b>	Adulte d' <i>H. nana</i>	<b>31</b>
<b>Figure 29.</b>	Œuf d' <i>H. nana</i>	<b>31</b>
<b>Figure 30.</b>	Cycle évolutif d' <i>H. nana</i>	<b>32</b>

<b>Figure 31.</b> Adulte de <i>T. saginata</i>	<b>33</b>
<b>Figure 32.</b> Œuf de <i>T. saginata</i>	<b>33</b>
<b>Figure 33.</b> Cycle évolutif de <i>T. saginata</i>	<b>34</b>
<b>Figure 34.</b> Carte de la situation géographique de la région de Kolea	<b>40</b>
<b>Figure 35.</b> Lecture méthodique au microscope optique	<b>43</b>
<b>Figure 36.</b> Les étapes de l'examen direct à l'état frais	<b>44</b>
<b>Figure 37.</b> Les étapes de l'examen direct après coloration au Lugol	<b>45</b>
<b>Figure 38.</b> Les étapes de l'examen direct après concentration par la technique de Ritchie	<b>46</b>
<b>Figure 39.</b> Les étapes de la technique de flottation Willis	<b>47</b>
<b>Figure 40.</b> Les étapes de la technique kato-Katz	<b>48</b>
<b>Figure 41.</b> Répartition de la population hospitalisée selon le sexe	<b>48</b>
<b>Figure 42.</b> Répartition de la population externe selon le sexe	<b>49</b>
<b>Figure 43.</b> Répartition du nombre des patients hospitalisés selon les signes cliniques	<b>50</b>
<b>Figure 44.</b> Répartition du nombre des patients externes selon les signes cliniques	<b>50</b>
<b>Figure 45.</b> Répartition globale des résultats selon la positivité et la négativité	<b>51</b>
<b>Figure 46.</b> Répartition des résultats selon la positivité et la négativité (les patients hospitalisées) (%)	<b>52</b>
<b>Figure 47.</b> Répartition des résultats selon la positivité et la négativité (les patients externe) (%)	<b>52</b>
<b>Figure 48.</b> Kyste d' <i>E. coli</i> <b>GX 40</b>	<b>56</b>
<b>Figure 49.</b> Kystes d' <i>E. coli</i> après coloration au Lugol <b>G X 40</b>	<b>56</b>
<b>Figure 50.</b> Kyste d' <i>E. nana</i> <b>GX 40</b>	<b>57</b>
<b>Figure 51.</b> Kystes de <i>G. intestinalis</i> <b>G X 40</b>	<b>57</b>
<b>Figure 52.</b> kyste de <i>B. hominis</i> <b>GX 40</b>	<b>57</b>
<b>Figure 53.</b> Fiche de renseignement	<b>Annexe I</b>

## **LISTE DES ABREVIATIONS**

**ANOFEL** : Association Française des Enseignants de Parasitologie et Mycologie

**CDC** : Centre de Contrôle des Maladies

**EPS** : Examen parasitologique des selles

**FK** : Forme kystique

**FV** : Forme végétative

**OMS** : Organisation mondiale de la santé

**CHU** : Centre Hospitalo-Universitaire

## Résumé

Afin d'évaluer la prévalence des parasites digestifs chez l'homme et de comparer et recenser les espèces parasitaires les plus fréquentes chez des patients hospitalisés et des patients externes à l'hôpital de Kolea, nous avons réalisé une étude descriptive transversale, sur une période de 1 mois allant de Février à Mars 2020 au sein de l'unité de parasitologie-mycologie du laboratoire central de l'hôpital Docteur FARES YAHIA de Kolea. Nous avons analysé au total 182 échantillons de selles réparties en deux groupes : des patients hospitalisés (70 selles) et des externes (120 selles). Chaque patient a bénéficié d'un examen parasitologique des selles, fait d'un examen microscopique direct à l'état frais et après concentration par la technique de Ritchie simplifiée, Willis et kato selon l'aspect des selles.

La prévalence du parasitisme intestinal chez les patients hospitalisés était de (18,57%) et (16,96%) les patients externes. En effet, Les protozoaires identifiés chez les patients hospitalisés et externes sont respectivement : *Endolimax nana* (2,85%) et (3,57%) ; *Entamoeba coli* (9,99%) et (4,46%) ; *Blastocystis hominis* (1,42%) et (3,57%) ; *Giardia intestinalis* (4,28%) et (1,78%) ; (*Blastocystis hominis* / *Entamoeba coli*) (3,57%) et Aucun cas n'a été signalé pour les helminthes. La prédominance masculine a été observée durant toute la période d'étude

La majorité des espèces parasites répertoriées sont peu pathogènes. Leur épidémiologie est très liée à un défaut d'hygiène, ce qui expliquerait que les pays en voie de développement soient les plus concernés.

**Mots clés** : parasites digestifs ; hospitalisés ; externes ; Prévalence ; Hygiène ; Kolea.

## **Abstract**

In order to evaluate the prevalence of digestive parasites in humans and to compare and identify the most frequent parasitic species in hospitalized patients and patients external to Kolea hospital, we carried out a transverse descriptive study, over a period 1 month from February to March 2020 in the parasitology-mycology unit of the central laboratory of Doctor FARES YAHIA hospital in Kolea. We analysed a total of 182 stool samples divided into two groups: hospital patients (70 stools) and day patients (112 stools). Each patient underwent a parasitological examination of the stool, made of a direct microscopic examination in the fresh state and after concentration by the simplified Ritchie technique, Willis and kato according to the appearance of the saddle.

The prevalence of intestinal parasitism in hospitalized patients was (18.57%) and (16.96%) were in outpatients. Indeed, the protozoa identified in hospitalized patients and patients external respectively are: *Endolimax nana* (2,85%) and (3,57%) ;*Entamoeba coli* (9,99%) and (4,46%) *Blastocystis hominis* (1,42%) and (3,57%) ; *Giardia intestinalis*(4,28%) and (1,78%) ; (*Blastocystis hominis* /*Entamoeba coli*) (3,57%), and No cases have been reported for helminths. Male predominance was observed throughout the study period.

The majority of the parasitic species listed are not very pathogenic. Their epidemiology is closely linked to poor hygiene, which explains why developing countries are the most affected.

**Keywords:** digestive parasites; hospitalized; external; Prevalence ; Hygiene; Kolea.

## ملخص

من أجل تقييم مدى انتشار الطفيليات الهضمية لدى البشر ومقارنة وتحديد الأنواع الأكثر شيوعاً من الطفيليات المرضية في المستشفيات والمرضى الخارجيين في مستشفى القليعة ، أجرينا دراسة وصفية مستعرضة على مدى فترة شهر واحد من فبراير إلى مارس 2020 داخل وحدة علم الطفيليات والفطريات بالمختبر المركزي لمستشفى الدكتور فارس يحيى في القليعة. قمنا بتحليل مجموعته 182 عينة براز مقسمة إلى مجموعتين: مرضى المستشفيات (112 براز) ومرضى الخارجيين (70 براز). خضع كل مريض لفحص طفيلي للبراز مصنوع من الفحص المجهرى المباشر في الحالة الطازجة وبعد التركيز بواسطة تقنية ريتشي المبسطة , ويليس وكاتو حسب طبيعة البراز. كان انتشار التطفل المعوي عند المرضى المستشفيات (18.57 % ) و (16.96%) عند المرضى الخارجيين. والواقع أن البروتوزوا التي تم تحديدها عند المرضى المستشفيات والمرضى الخارجيين هي أندوليماكس نان (2,85%) و (3,57%)، بلاستوسيتيس أومينيس ; (4,46%), (9,99%) ; أونتاميبا كولي (1,42%) و (3,57%) ; جيارديا أنتيستيناليس (4,28%) و (1,78%) (بلاستوسيتيس أومينيس/أونتاميبا كولي) (3,57%) ولم يتم الإبلاغ عن أي حالات للديدان الطفيلية. ولوحظ هيمنة الذكور طوال فترة الدراسة. غالبية الأنواع الطفيلية المذكورة ليست ممرضة للغاية. يرتبط علم الأوبئة الخاصة بهم ارتباطاً وثيقاً بسوء النظافة، مما يفسر سبب قلق البلدان النامية.

**الكلمات المفتاحية:** طفيليات الجهاز الهضمي ; المستشفى ; خارجي ; انتشار ; النظافة ; القليعة.

### **Introduction**

Les parasitoses intestinales humaines constituent l'une des premières causes de morbidité dans le monde (Nicolas *et al.*, 2001), sont des maladies dues à des parasites se développant dans le tube digestif (Afriad,2018), regroupent un ensemble large d'infections relativement fréquentes. Certaines sont plus volontiers rencontrées en zones intertropicales, mais bon nombre demeurent cosmopolites et sont retrouvées notamment sous nos latitudes. Les parasites concernés appartiennent aux groupes des protozoaires et des helminthes, qu'il s'agisse de vers ronds ou plats (Desoubeaux et Hai Duong, 2012), Leur mode de transmission orofécal, impose certaines mesures préventives relatives à l'alimentation, à ce titre, l'étude du portage parasitaire intestinal chez les professionnels de l'alimentation revête une importance majeure, car cette catégorie professionnelle peut contaminer les aliments et les boissons et pourrait constituer une source d'infection via la chaîne alimentaire( Rifai, 2017).

Dans de nombreux pays, elles représentent un réel problème de santé publique surtout aux pays du tiers monde où la promiscuité, le manque d'eau potable et d'installations sanitaires se font sentir (Afriad,2018).La fréquence de ces infections et le profil des espèces causales varient en fonction de plusieurs facteurs : niveau d'hygiène, facteurs socio-économiques, habitudes alimentaires et facteurs géo-climatiques (Rifai,2017).

En effet, selon les estimations de l'Organisation Mondiale de la Santé (OMS) pour l'an 2002, le nombre de personnes infestées par les parasites intestinaux, avoisine 3,5 milliards, et celui de personnes atteintes de maladies parasitaires du tractus digestif est d'environ 450 millions. En plus, l'amibiase intestinale due au protozoaire *Entamoeba histolytica*, est la troisième cause de mortalité par maladies parasitaires dans le monde après le paludisme et la bilharziose. Elle affecte approximativement 180 millions personnes, dont 40000 à 110000 décèdent chaque année. Egalement, la giardiose, provoquée par *Giardia intestinalis*, est une cause fréquente de diarrhée, et qui peut avoir un impact négatif sur la croissance et le développement des enfants, et elle touche presque 200 millions de personnes dans le monde (benzalim, 2010).

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



## *Introduction*

---

Lugol, le bleu de méthylène couplé à la flottation avec différentes solutions de saturation notamment le chlorure de sodium, le saccharose, et le chlorure de zinc etc.....

L'objectif de notre étude est de déterminer et comparer la prévalence des parasitoses intestinales chez les patients hospitalisés et externes à l'hôpital de kolea et par la suite identifier les différents parasites intestinaux retrouvés.

## **I .1. Généralité sur les inflammations digestives**

L'intestin est une partie du tube digestif, qui contribue à la digestion des aliments et au passage des nutriments vers le sang, cette partie de l'appareil digestif s'étend de la sortie de l'estomac à l'anus. L'inflammation des intestins est une réaction du système immunitaire au niveau de la paroi, peut être très localisée ou toucher plusieurs structures des intestins (**Genser et al., 2016**):

- Intestin grêle : Il fait suite à l'estomac et comprend 3 structures : le duodénum, le jéjunum et l'iléon.
- Gros intestin : Aussi nommé côlon, il fait suite à l'intestin grêle. La première partie du gros Intestin correspond au caecum, au niveau duquel est attaché l'appendice. Le Côlon débouche sur le rectum.

### **L'origine des l'inflammation :**

L'inflammation aiguë des intestins est souvent due à une infection. Celle-ci peut-être d'origine virale, bactérienne ou parasitaire.

#### **✓ d'Origine bactérienne**

La plus part des bactéries responsables des diarrhées appartiennent à une grande famille des bactéries Gram négatif, les Enterobacteriaceae, et certaines aux Vibrionaceae. Les Enterobacteriaceae comprennent des bactéries de la flore normale du colon ainsi que quelques bactéries plus pathogènes (**Schaechter et al., 1999**).

#### **✓ d'Origine virale**

Les virus représentent l'étiologie la plus fréquente, où ils sont à l'origine de plus de 80% de la gastro-entérite. Chez le jeune enfant (6 mois à 2 ans), les **Rotavirus** sont la première cause de diarrhée. Chez l'adulte, les virus les plus souvent responsables de diarrhée sont les **Norovirus**(Caliciviridae) qui provoquent souvent des épidémies d'origine alimentaire ou hydrique. Les **Astrovirus** sont également responsables de gastro-entérites chez l'enfant, les personnes âgées et les immunodéprimés. Les **Adénovirus** entériques sont responsables de gastro-entérites sans caractère saisonnier. Ces virus se multiplient dans les entérocytes de l'intestin grêle. Leur transmission se fait surtout par voie digestive (féco-orale) et la contamination peut être soit directe, de personne à personne, soit indirecte par l'intermédiaire d'eau ou d'aliments contaminés (**Pothier et Agnello, 2017**).

✓ **d'Origine parasitaire**

Les parasites intestinaux appartenant aux groupes protozoaires et helminthes, pouvant être responsables d'atteintes intestinales et/ou hépatiques, et sont liées étroitement au niveau d'hygiène (Amhaouch, 2017). En plus, la plupart de ces parasites intestinaux ont un rôle pathogène, ce qui justifie leur prise en charge préventive et thérapeutique (Benzalim, 2010).

**I .2.Classification des parasites digestifs chez l'homme**

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

**Tableau 1.** Classification des protozoaires parasites intestinaux et maladies correspondantes (ANOFEL, 2017).

<b>Protozoaires</b>	
<b>Embranchement : Rhizoflagellés</b>	Maladies
<b>Classe : Flagellés</b>	
<i>Giardia intestinalis ou Giardia duodenalis</i>	Giardiose
<i>Trichomonas hominis</i>	Flagelloses intestinales non pathogènes
<i>Chilomastix mesnili</i>	
<i>Embadomonas intestinalis</i>	
<i>Enteromonas hominis</i>	
<i>Dientamoeba fragilis</i>	
<b>Classe : Rhizopodes</b>	
<i>Entamoeba histolytica</i> (amibe dysentérique)	Amébose intestinale et tissulaire
<i>Entamoeba dispar</i>	Amibes non ou peu pathogènes
<i>Entamoeba hartmanni</i>	
<i>Entamoeba coli</i>	
<i>Endolimax nanus</i>	
<i>Iodamaeba butschlii</i>	
<b>Embranchement : Ciliés</b>	
<i>Balantidium coli</i>	Balantidiose
<b>Embranchement : Straménopiles</b>	
<i>Blastocystis hominis</i>	Blastocystose, rarement pathogène

<b>Embranchement : Apicomplexa (sporozoaires)</b>	
<i>Sarcocystis hominis</i>	Coccidioses intestinales
<i>Cystoisospora belli (Isospora belli)</i>	
<i>Cryptosporidium spp</i>	
<i>Cyclospora cayetanensis</i>	

**Tableau 2.** Classification des helminthes intestinaux et maladies correspondantes (ANOFEL, 2017).

<b>Helminthes</b>	
<b>Embranchement : Némathelminthes (vers ronds)</b>	Maladies
<b>Classe des Nématodes</b>	
<i>Trichuris trichiura</i> (trichocéphale)	Trichocéphalose
<i>Enterobius vermicularis</i> (oxyure)	Oxyurose
<i>Ascaris lombricoïde</i> (ascaris)	Ascariodiose
<b>Embranchement : plathelminthes</b>	Maladies
<b>Classe : Cestodes</b>	
<i>Taenia saginata</i>	Tæniasis intestinal
<i>Diphyllobothrium latum</i>	Bothriocéphalose
<i>Taenia solium</i>	Tæniasis intestinal et cysticercose
<i>Hymenolepis nana</i>	Hyménolépiose
<b>Classe : Trématodes</b>	
<i>Opisthorchis felineus</i>	Distomatoses intestinales
<i>Distomatoses intestinales</i>	
<i>Fasciolopsis buski Heterophyes</i>	

### **I.3. Protozoaires digestifs**

Les protozoaires sont des êtres vivants unicellulaires dépourvus de chlorophylle et se multiplient par scissiparité et/ou par reproduction sexuée. La majorité des protozoaires sont doués de mouvement et en fonction de l'appareil locomoteur, nous distinguons quatre classes: les flagellés ou les Mastigophora et les ciliés les rhizopodes, les sporozoaires (**Dupouy-Camet, 2000**).

#### **I.3.1. Mastigophora (flagellés)**

Ce sont des protozoaires se déplaçant à l'aide d'un ou plusieurs flagelles avec parfois une membrane ondulante. Les flagellés colonisant le tube digestif humain ont un rôle pathogène discuté et colonisent le colon essentiellement, c'est le cas de *Chilomastix mesnili*, *Embadomonas intestinalis* (*Retortamonas intestinalis*) et *Enteromonas hominis*. Seul *Giardia intestinalis* est pathogène et se développe au niveau de l'intestin grêle (**Benzalim, 2010**).

##### **I.3.1.1. *Giardia intestinalis***

- **Généralité**

*Giardia intestinalis* (synonymes : *G. lamblia*, *G. duodenalis*) est un protozoaire cosmopolite le plus commun au cours des infections intestinales humaines, cet organisme unicellulaire flagellé colonise l'intestin (duodénum) et est responsable d'une importante morbidité (**ANOFEL, 2014**).

- **Morphologie**

- **Forme végétative**

Les trophozoïtes mesurent de 18 µm à 20 µm de long, sont aplatis avec une extrémité antérieure large. Ils possèdent deux noyaux volumineux soulignés par des filaments chromatiques. Au-dessus partent quatre paires de flagelles (deux flagelles antérolatéraux, deux flagelles postéro-latéraux, deux flagelles caudaux, deux flagelles ventraux épais ils sont très mobiles), de face il ressemble à un cerf-volant et de profil à une coupe creuse ou une cuillère (**Fig.1**) (**Guillaume, 2007**).

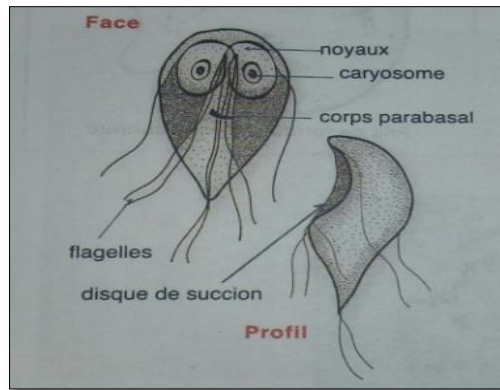


Figure 1. Schéma d'un FV de *Giardia intestinalis*

À gauche : vue de face ; à droite : vue de profil (Guillaume, 2007)

- **Forme kystique**

Le kyste est une forme de résistance. De forme ovale (Fig.2), une paroi d'une double membrane réfringente. Le kyste mature renferme quatre noyaux en position antérieure par contre le kyste jeune renferme un seul noyau (Guillaume, 2007).

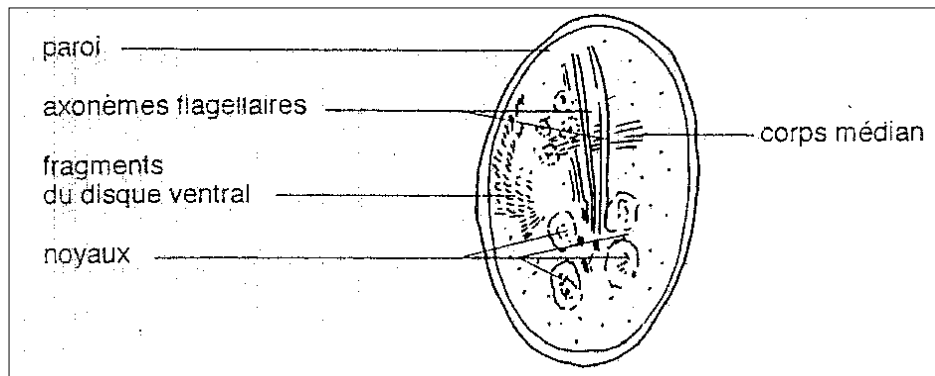


Figure 2. Schéma d'un kyste de *G. intestinalis* (Magne *et al.*, 1996)

- **Cycle évolutif**

La Giardiose est une parasitose liée au préel fécal ; sa transmission est de type féco-orale. L'ingestion de quelques kystes suffit pour provoquer une infection. La paroi du kyste est lysée dans l'estomac, libérant la FV dans le duodénum (Magne *et al.*, 1996). Il se divise par scissiparité pour donner deux trophozoïtes ou s'enkyste pour être éliminer dans les selles et contamine un nouvel hôte (Fig. 3) (Nanfah Woda, 2008).

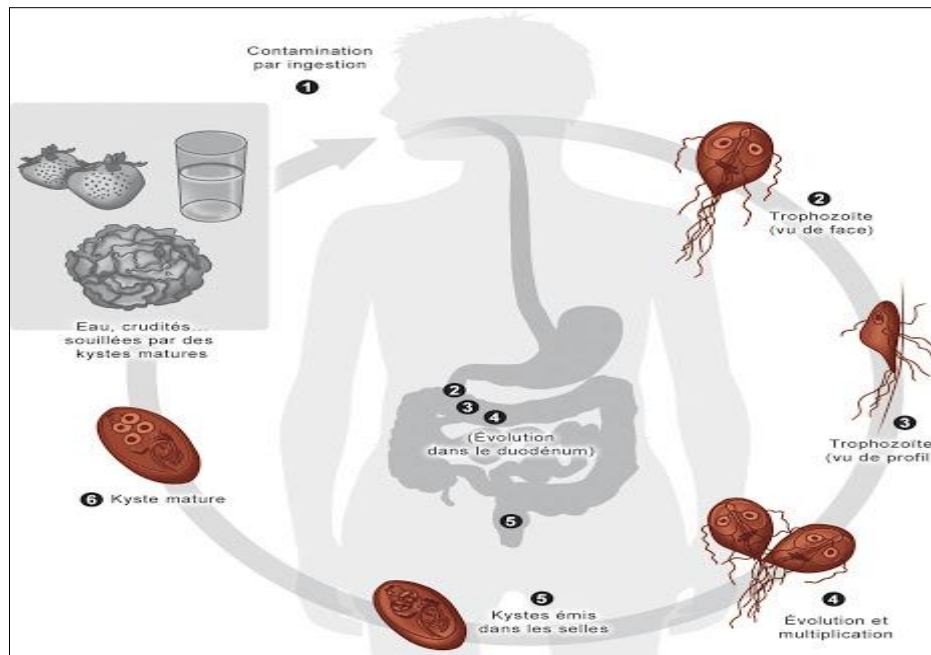


Figure 3. Cycle évolutif de *G. intestinalis* (ANOFEL,2017)

①②③ Transformation du kyste infestant en trophozoïtes.

④ Forme végétative (trophozoïtes), hématophage, intestinale (ulcérations), hépatique, pulmonaire (abcès).

⑤⑥⑦ Kystes éliminés dans le milieu extérieur (péril fécal).

○ Clinique

Le portage asymptomatique est la forme la plus commune de l'infection aussi bien chez l'enfant que chez l'adulte (Malini, 2017). Il s'agit en général d'une diarrhée qui dans un premier temps peut être aqueuse, mais qui se présente plus souvent sous la forme de selles pâteuses et grasses avec stéatorrhée, Nausées et douleurs abdominales complètent fréquemment le tableau clinique (Favennec, 2012).

I.3.1.2. *Trichomonas intestinalis*

○ Généralité

*Pentatrichomonas hominis* (anciennement *Trichomonas hominis* ou *Trichomonas intestinalis*) vit dans le gros intestin et le caecum, où il est considéré comme commensal et non pathogène (Compaoré et al., 2013).

○ Morphologie

Il n'existe pas de FK pour les Trichomonas. Il a une forme en amande, pointus aux deux extrémités, mesure de 10-15 mm / 5 mm, incolore, réfringent Il possède un noyau dans la partie antérieure, un kinétoplaste sur lequel s'insèrent : quatre flagelles vers l'avant et un flagelle vers l'arrière (membrane ondulante) sur la totalité de la longueur du flagellé, une Costa longeant la membrane ondulante(Fig.4) (ANOFEL, 2014).

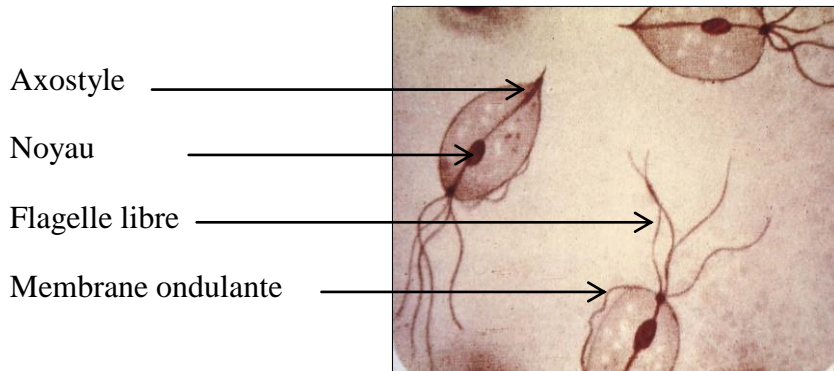


Figure 4. Forme végétative de *T. intestinalis* (Marrazzo et al., 2010)

○ Cycle évolutif

La contamination de l'homme par les formes végétatives de *T. intestinalis* est féco-orale, elle se fait par les mains sales, aliments et eaux de boisson souillés (Belkaid et al., 2013) ou les mouches (transport mécanique) (Wery et Paskoff, 1995). La multiplication se fait par division binaire dans le sens longitudinale (Fig.5) (ANOFEL, 2014).

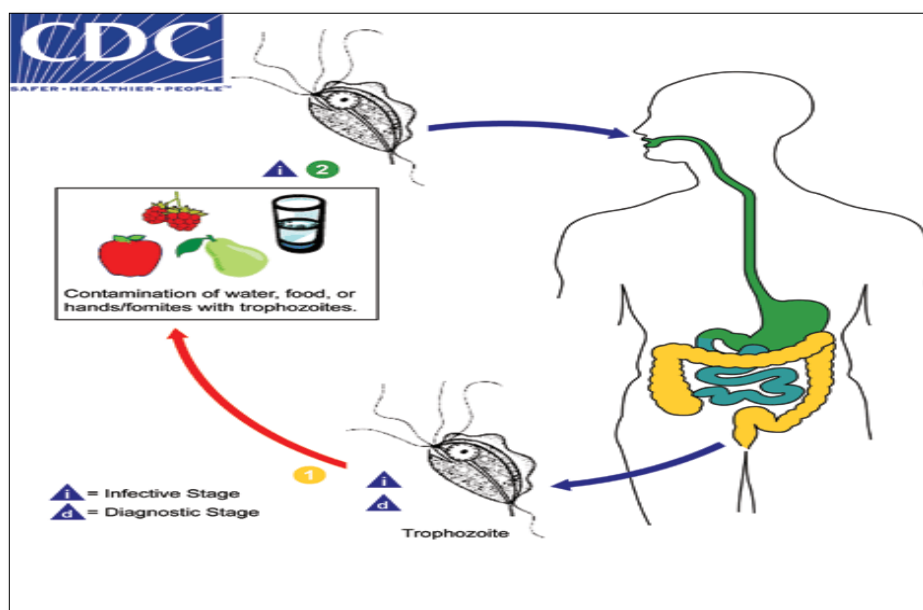


Figure 5. Cycle évolutif de *T. intestinalis* (Centers for Disease Control and Prevention)



❶ L'infection survient après l'ingestion de trophozoïtes dans des aliments ou de l'eau contaminée par les matières fécales. ❷ *Pentatrichomonas* réside dans le gros intestin, où il est considéré comme un commensal et n'est pas connu pour provoquer une maladie.

- **Clinique**

L'infection à *Trichomonas hominis* est considérée comme asymptomatique (David, 2019). Mais peuvent parfois être responsables de troubles digestifs de type diarrhée (Guillaume, 2007).

### **I .3.2. Ciliophora (ciliés)**

Les ciliés sont caractérisés par la présence de cils vibratiles généralement disposés en rangée, sont parfois réunis en membranules, avec deux noyaux macronucléus et micronucléus. La plus part des espèces vivent à l'état libre dans la nature et le plus souvent dans les eaux douces (Lacoste, 2008).

#### **I .3.2.1. *Balantidium coli***

- **Généralité**

La Balantidiose est une zoonose parasitaire due à un protozoaire cilié, est cosmopolite, mais se rencontre beaucoup plus dans les pays tropicaux et subtropicaux. Elle se transmet à l'homme par ingestion d'eau ou d'aliments souillés (Bourée *et al.*, 2016), est couramment identifiée dans le caecum et le gros intestin (Ponce-Gordo, 2017).

- **Morphologie**

- **Forme végétative**

La FV mesurant 60 à 200 µm de long sur 50 à 60 µm de large, et possédant deux vacuoles alimentaires contractiles. Il possède un cystotome, et le cytoplasme comporte deux noyaux : un macronucléus et un micronucléus. La membrane cytoplasmique est recouverte de cils qui permettent un déplacement très rapide du Cilié dans le champ microscopique (Fig.6) (Coudert et Dreyfuss, 2010).

- **Forme kystique**

Les kystes sont ovoïdes ou sphériques, mesurent 45 à 65 µm de diamètre et apparaissent

jaune-verdâtre à l'état frais. Le cytoplasme est granuleux et contient 2 noyaux bien visibles et visibles des petites vacuoles (Fig.6) (Ponce-Gordo et Jirků-Poma, 2017).

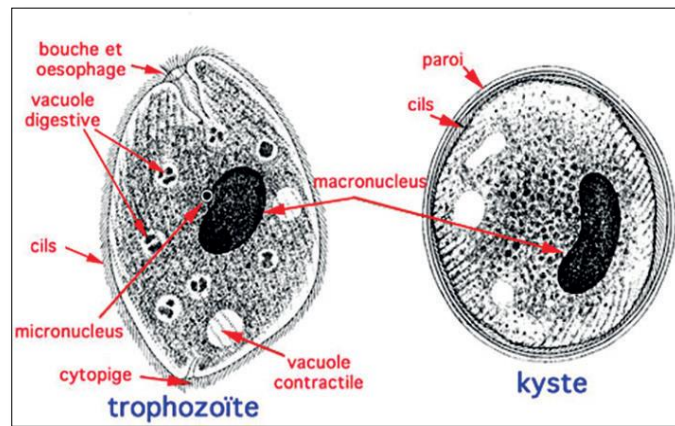


Figure 6. Schéma des formes végétative et kystique de *B. coli* (Ponce-Gordo et Jirků-Poma, 2017).

○ Cycle évolutif

*B. coli* est un parasite monoxène dont les hôtes définitifs sont le porc, le chien, le singe, les rongeurs sauvages, et exceptionnellement l'homme. La contamination est féco-orale et les trophozoïtes localisés dans le côlon peuvent envahir la muqueuse et se reproduit par la scissiparité. (Fig.7) (Coudert et Dreyfu, 2010).

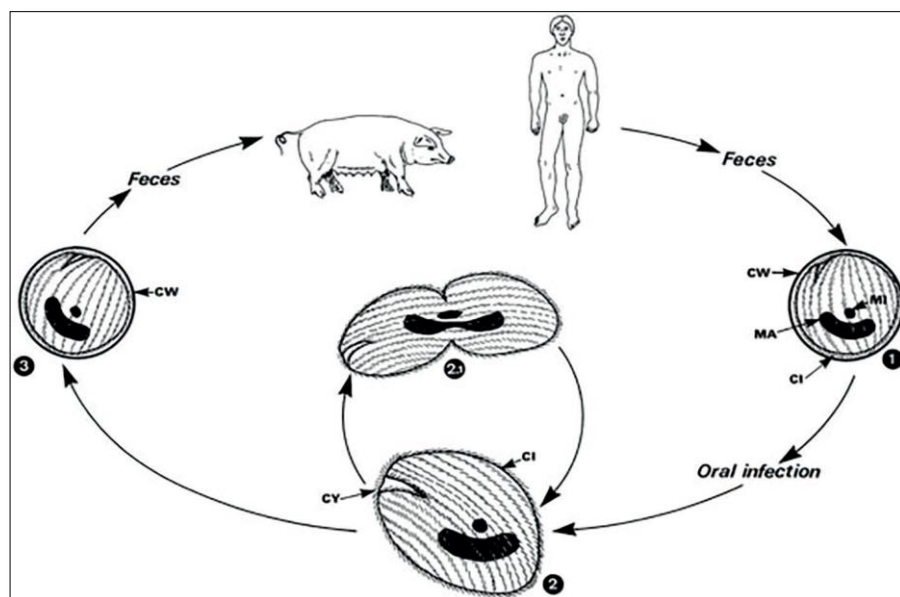


Figure 7. Cycle évolutif de *B. coli* (Lorgeril, 2011)

CY : cytopigé. C : cils. PK : paroi kystique. MA : macronucleus. MI : micronucleus

○ **Clinique**

La plus part des porteurs de *Balantidium coli* ne présentent aucun signe clinique. Mais certains sujets présentent des poussées diarrhéiques accompagnées de douleurs abdominales, de ténesme avec cinq à six selles liquides journalière pouvant évoquer une amibiase colique (Guillaume, 2007).

**I.3.3. Sarcodina (Amibes)**

Les amibes sont des protozoaires du groupe des Rhizopodes .Amœbose (amibiase) est causée par un protozoaire unicellulaire du genre *Entamoeba* qui infecte le côlon d'homme. Ce genre comporte de nombreuses espèces amibes. Une seule, *Entamoeba histolytica* est considérée comme pathogène (ANOFEL, 2017).

**I.3.3.1. Les amibes pathogènes**

**I.3.3.1.1. *Entamoeba histolytica***

○ **Généralité**

*E. histolytica* est un parasite protozoaire intestinal humain dans la lumière et muqueuse colique, c'est la seule amibe pathogène responsable de l'amibiase, sa répartition géographique est théoriquement cosmopolite (Moulinier, 2002).

○ **Morphologie**

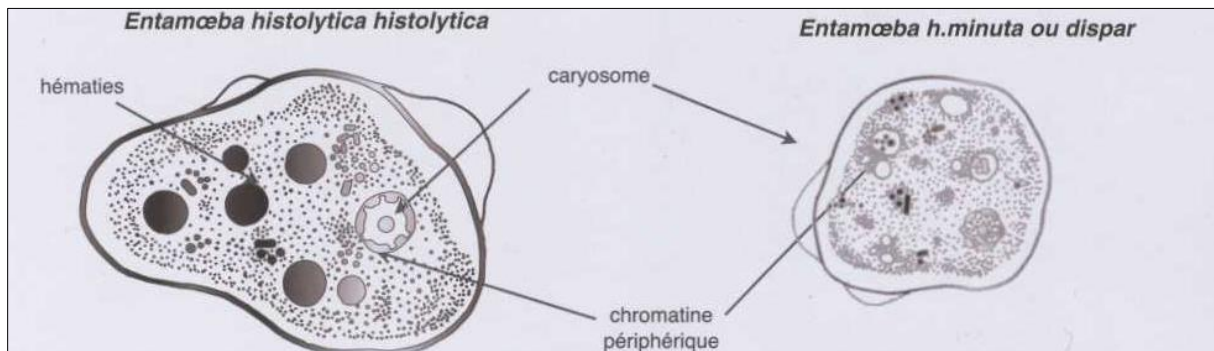
Elle existe sous deux forme, une forme végétative non hématophage (*Entamoeba histolytica minuta*) qui colonise le tube digestif et une forme hématophage (*Entamoeba histolytica histolytica*) qui peut envahir les tissus sous forme minuta ou kyste, non pathogène (Guillaume, 2007).

• ***E.h. histolytica***

C'est la forme parasite, mesurant 12 à 40 µm. le noyau est identique à la forme minuta, peu visible à l'état frais muni d'un caryosome central fin et entouré d'une membrane qui est régulière d'une chromatine fine, Le cytoplasme est formé de deux zones L'ectoplasme et L'endoplasme bien différencies surtout dans le pseudopode. Ce dernier contient également nombreuse petit vacuoles remplies d'hématies phagocytées. Cette forme ne s'enkyste pas (Moulinier, 2002).

- *E.h. Minuta*

C'est la forme commensales, existe sous deux forme FV et FK. La FV à une taille entre 15 à 20 µm, mobile évolue uniquement en commensal dans la lumière colique et les flocons muqueux .Le kyste est la forme de résistance et de contamination, 10à15 µm, sphérique avec une paroi réfringente et cytoplasme granuleux (**Fig.8**) (**Moulinier, 2002**).



**Figure 8.** Schéma des formes végétative et kystique d'*E histolytica* (**Guillaume ,2007**)

- **Cycle évolutif**

Une fois ingérées, les kystes matures infestant perdent leurs coques et vont être lysés par les sucs digestifs, libérant une amibe méta kystique à quatre noyaux. Chaque noyau se divise, pour donner huit petites amibes ou amœbules, qui deviendront des amibes de type minuta (**Bouchaud et Aumaître, 1999**). Ce stade reste intraluminal et se reproduit par Scissiparité. Ces trophozoïtes se transforment en kystes lors de la constitution du bol fécal.

Une fois dans le tube digestif, *E. histolytica* peut dans certaines conditions (faiblesse de l'état Général du patient, modification de la flore intestinale) débiter un cycle pathogène avec invasion de La muqueuse ; elle peut gagner différents organes, le foie en premier lieu, puis éventuellement le poumon et le cerveau (**Fig.9**) (**Durand et al., 2005**).

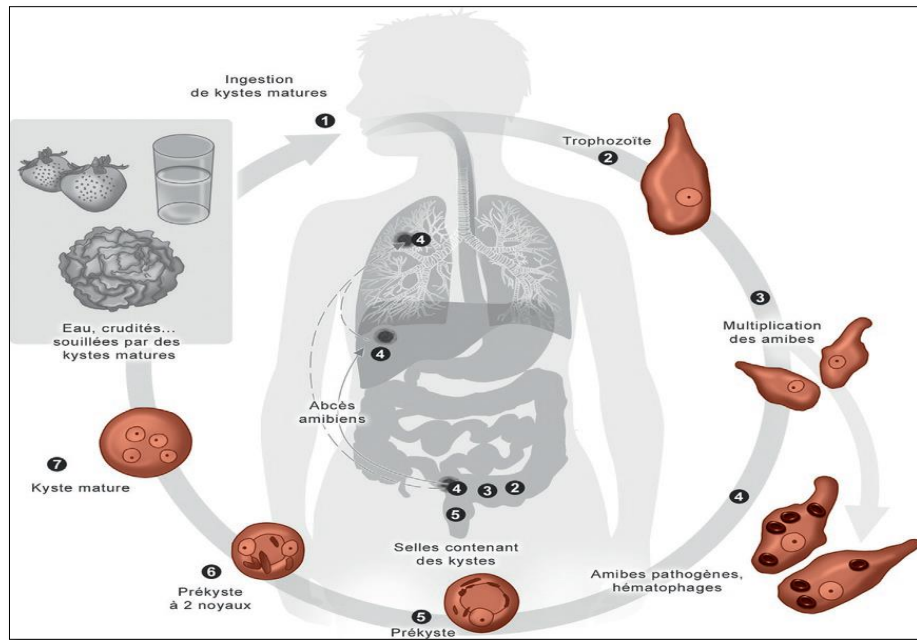


Figure 9. Cycle évolutif d'*E. histolytica* (ANOFEL, 2017)

❶❷❸ Transformation du kyste infestant en trophozoïtes.

❹ Forme végétative (trophozoïte), hématophage, intestinale (ulcérations), hépatique, Pulmonaire (abcès)...❺❻❼ Kystes éliminés dans le milieu extérieur (péris fécal).

○ Clinique

Se manifeste sous deux formes :

- Amœbose intestinale aiguë

Qui se manifeste par un syndrome dysentérique l'invasion de la muqueuse colique se traduit par des douleurs abdominales accompagnées de diarrhées

- Amœbose hépatique

Le foie est la principale localisation de l'Amœbose tissulaire, mais le poumon et le cerveau peuvent aussi être atteints. Les manifestations hépatiques se caractérisent par une douleur une fièvre précoce une hépatomégalie (ANOFEL, 2017).

I 3.3.1.2. Les amibes non pathogènes

Certains protozoaires sont considérés comme non pathogènes (Aucott et Ravdin, 1993). Les amibes non pathogènes appartiennent aux genres *Entamoeba*, *Iodamoeba*, *Endolimax* et *Dientamoeba*, le colon abrite la majorité de ces amibes qui ne jouent aucun rôle pathogène leur existante chez L'homme est le reflet d'un défaut d'hygiène fécale (Guillaume, 2007).

**I.3.3.2.1. *Entamoeba coli***

○ **Généralité**

Grosse amibe commensale de la lumière colique de l'homme très fréquente et cosmopolite (Moulinier, 2002). L'une des amibes les plus fréquemment observées dans les fèces (Aucott et Ravdin, 1993).

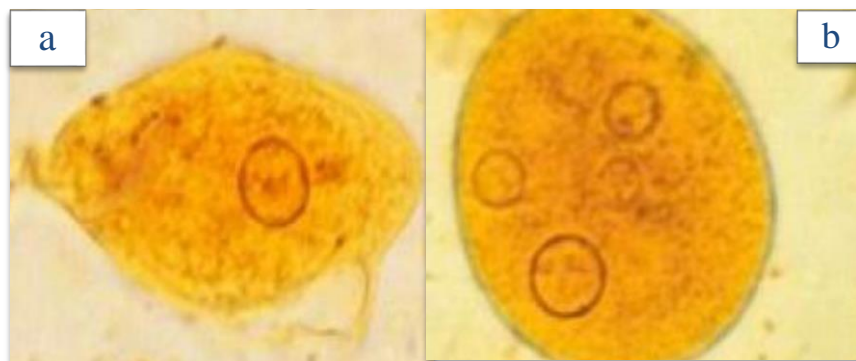
○ **Morphologie**

• **Forme végétative**

Sa taille est 20 à 30  $\mu\text{m}$  - 40  $\mu\text{m}$ , le noyau à l'état frais, généralement visible de 5 à 7  $\mu\text{m}$ . Chromatine périphérique irrégulièrement répartie le long de la membrane nucléaire. Caryosome épais, en principe excentré, avec présence de granulations chromatiques autour du caryosome. Dans les selles, l'amibe se déplace en émettant des pseudopodes courts, un peu transparents qui se forment lentement autour d'elle ; elle bouge peu et fait du "sur place". Cytoplasme avec endoplasme et ectoplasme distincts. Endoplasme plus ou moins granuleux. Présence de grosses vacuoles bourrées d'inclusions (bactéries, levures, etc.) (Fig.10) (Deluol, 2007).

• **Forme kystique**

Le kyste mesure de 15 à 20-25  $\mu\text{m}$  en moyenne, a une forme arrondie ou ovalaire avec un aspect très réfringent. Dans la majorité des cas on trouve le kyste mûr à 8 noyaux, Cytoplasme est clair, hyalin, chromatine fine, caryosome souvent central mais épais (Fig.10) (Deluol, 2007).



**Figure 10.** Forme végétative (a) Kyste (b) d'*E coli* (Petithory, 1998)

**I.3.3.2.2. *Endolimax nanus***

○ **Généralité**

Petit Amibe non pathogène, commensale de la lumière colique il est cosmopolite et assez fréquente (Moulinier, 2002).

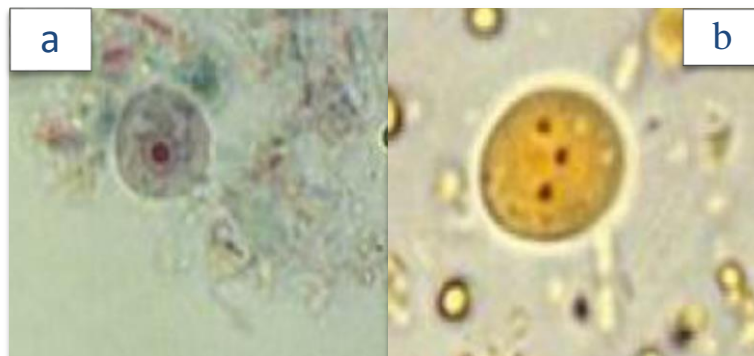
○ **Morphologie**

• **Forme végétative**

La forme végétative mesure 8 à 10  $\mu\text{m}$ . le Noyau non visible à l'état frais, le Caryosome de grande taille, ovalaire, excentré, qui occupe presque tout le noyau (Deluol, 2007). Déplacement lentes (Fig.11) (Moulinier, 2002).

• **Forme kystique**

Le kyste mesure 3 à 7  $\mu\text{m}$  de large et 7 à 12  $\mu\text{m}$  de long. Ils sont peut réfringents, non Granuleux, sphéroïdes plus ou moins allongés et optiquement vides. La paroi de ces kystes est mince et ils ne contiennent ni vacuole ni cristaalloïdes (Fig.11) (petithory *et al.*, 2006).



**Figure 11.** Forme végétative (a) Kyste (b) d'*E nanus* (Deluol, 2007) (petithory *et al.*, 2006).

**I.3.3.2.3. *Pseudolimax butschlii***

○ **Généralité**

*Pseudolimax butschlii* ou *Iodamaeba butschlii*, petit amibe non pathogène, cosmopolite, commensale de la lumière colique de l'homme et des suidés (Moulinier, 2002).

- **Morphologie**

- **Forme végétative**

Le kyste mesure de 10 à 15µm, nombreux pseudopodes larges et courts. Le cytoplasme contient de nombreuses vacuoles. Invisible chez une amibe vivante, le noyau est constitué par un gros caryosome réfringent plus ou moins excentré. La membrane nucléaire très mince n'est pas colorées (**Fig.12**) (**Moulinier, 2002**).

- **Forme kystique**

Le kyste mesure 8 à 15 µm et ont une forme très variable. Leur contour est épais, net et réfringent. Ils possèdent un seul noyau et toujours une vacuole plus ou moins grande qui se colore toujours en brun au Lugol (**Fig.12**) (**Moulinier, 2002**).



**Figure 12.** Forme végétative (a) Kyste (b) de *P. butschlii* (**Petithory, 1998**)

#### **I.3.3.2.4. *Entamoeba hartmani***

- **Généralité**

Petit amibe sans activité pathogène, l'aspect morphologique et son kyste est semblable à celui d'*E. histolytica minuta* (**Deluol, 2007**).

- **Morphologie**

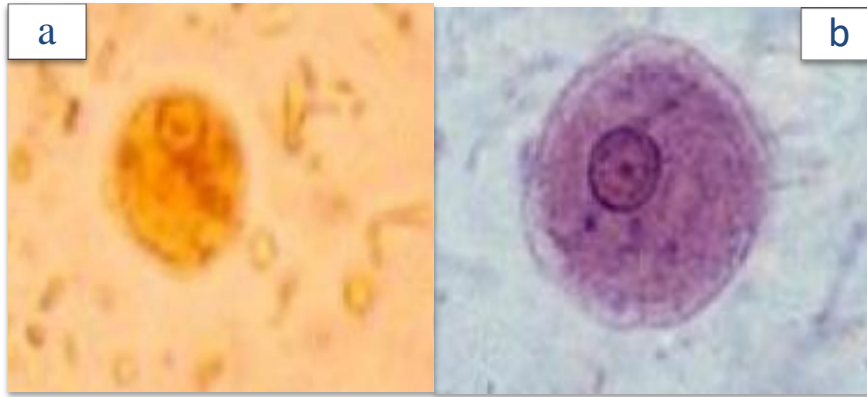
- **Forme végétative**

La FV mesure 5 à 10 µm maximum, le noyau difficile à voir à l'état frais on distingue une chromatine périphérique épaisse, en amas, avec un caryosome de grande taille en général central, Le cytoplasme avec petites vacuoles mais peu d'inclusions (**Fig.13**) (**Deluol, 2007**).



- **Forme kystique**

Le kyste mesure 6 à 10  $\mu\text{m}$  maximum, en général arrondi, Cytoplasme contient de nombreuses petites vacuoles. Kyste mature à quatre noyaux difficiles à voir (**Fig.13**) (**Deluol, 2007**).



**Figure 13.** Forme végétative (a) Kyste (b) d'*E hartmani* (**Petithory, 1998**)

### I.3.4. Blastocystea

#### I.3.4.1. *Blastocystis hominis*

- **Généralité**

*B. hominis* est un microorganisme eucaryote unicellulaire polymorphe, cosmopolite (**Bouree, 2007**), commensal vit dans l'intestin humain (**Silberman et al., 1996**).

- **Morphologie**

Le blastocyste est un microorganisme eucaryote unicellulaire polymorphe. Il peut être identifié sous au moins quatre formes : vacuolaire, granulaire, amiboïde et kystique (**Qiao et al., 2007**).

- **La forme vacuolaire**

C'est la forme la plus fréquemment rencontrée in vitro et dans les selles (**Suresh et Tan, 2006**) Sa taille varie en moyenne entre 4 et 15 micromètres. Les échantillons de selles frais contiennent la forme vacuolaire sous sa plus petite taille soit environ 5 micromètres (**Qiao et al., 2007**).

- **La forme granulaire**

Cette forme est rarement observée dans les selles mais en revanche on la retrouve dans les cultures in vitro (**Suresh et Tan, 2006**)

- **La forme amiboïde**

La forme amiboïde serait une forme intermédiaire entre la forme vacuolaire et le kyste, qui ingère par phagocytose les bactéries et débris cellulaires afin de fournir la nutrition nécessaire à l'enkystement (Abrar *et al.*, 1997).

- **La forme kystique**

Les kystes fécaux sont sphériques à ovoïdes et sont protégés par une épaisse paroi composée de plusieurs couches. La paroi est elle aussi entourée d'une couche fibrillaire que le kyste perd à maturité (Tan, 2004). Mesurant entre 3 et 6 micromètres, les kystes sont de plus petite taille que les autres formes citées précédemment. Le cytoplasme contient un à quatre noyaux selon le stade de développement du kyste, de multiples vacuoles ainsi que des dépôts glucidiques et lipidiques (Fig.14)(Chen *et al.*, 1997).



**Figure 14.** Kyste de *B. hominis* (Trabelsi, 2010)

- **Cycle évolutif**

Le cycle de vie de *B. hominis* n'est que partiellement connu, il implique de façon certaine 4 formes morphologiques : kystique, vacuolaire, granulaire et amiboïde. Le cycle (Fig.15) commence avec l'ingestion de kystes qui se transforme vers les autres formes qui peuvent à leurs tours se retransformer en kystes. Ces derniers 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 (Poirier *et al.*, 2015).

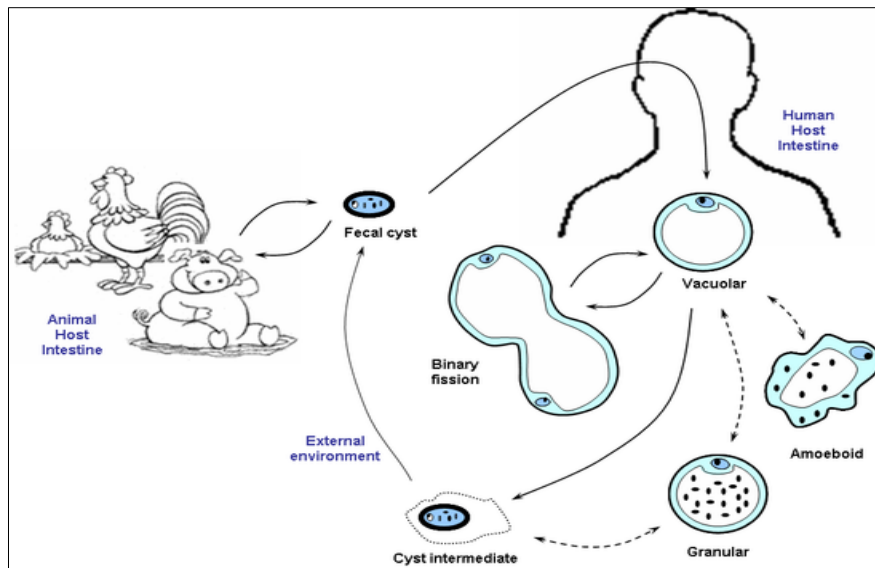


Figure 15. Cycle évolutif de *B. hominis* (Guillaume, 2007)

- Clinique

Le délai d'apparition des symptômes chez l'homme demeure inconnu (Chen *et al.*, 1997). Il est facultativement pathogène, rarement on note des diarrhées aqueuses, une gastroentérite, des ballonnements ou une urticaire. Il est actuellement connu comme étant l'agent responsable du syndrome du côlon irritable (Lorgeril, 2011).

#### I.4. Helminthes intestinaux

Ce sont des métazoaires, possédant un corps en général allongé avec une section qui peut être ronde ou aplatie nous distinguons selon (Rifai, 2017) :

Les némathelminthes ou vers ronds parmi eux il y a les nématodes.

Les plathelminthes ou vers plats subdivisés en cestodes et en trématodes.

##### I.4.1. Les némathelminthes

Sont des vers cylindriques à corps non segmenté, à sexe séparé ; le mâle est plus petit que la femelle et présentent un tube digestif complet. Ils comprennent la classe des nématodes présentant des espèces ovipares et vivipares (Guillaume, 2007). Les nématodes peuvent aussi être classés selon leur mode de transmission (par os / transcutanée / vectorielle) (Pfaff, 2013).

#### **I .4.1.1. Nématode**

Les nématodes sont des parasites cylindriques, non segmentés et pseudo-coelomates. Leur tube digestif est complet et leurs sexes sont séparés. Il existe de nombreuses espèces à vie libre ou parasites des animaux, l'homme (**Lacoste, 2008**).

##### **I .4.1.1.1. *Ascaris lombricoïde***

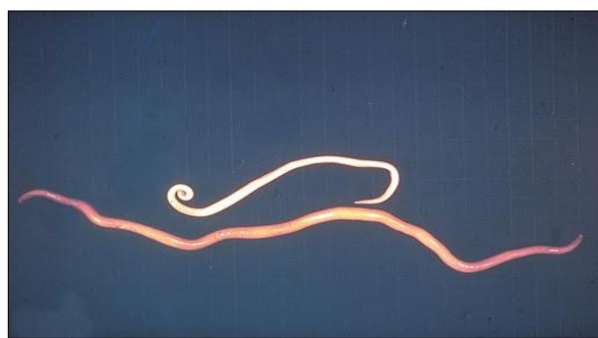
- **Généralité**

*A. lombricoïde* est un ver rond de grande taille, il vit dans la lumière intestinale et ingère les particules alimentaires (**Ndiaye et al., 2014**). L'ascaridiose est la parasitose intestinale la plus fréquente au monde et la plus connue de l'homme (**Klotz et al., 2004**).

- **Morphologie**

- **Adultes**

Ce sont des vers à corps cylindrique non segmenté (**Chinh et al., 2003**). Recouvert d'une épaisse cuticule striée et sa bouche comporte trois grosses lèvres denticulées. Les mâles mesurent de 12 à 30 cm de long sur 2 à 4 mm de diamètre, leur extrémité postérieure recourbée en crosse est munie de deux spicules copulateurs. Les femelles atteignent 20 à 35 cm de long sur 3 à 6 mm de diamètre. Le ver vivant est de couleur rosée, le ver mort de couleur blanc opaque (**Fig.16**) (**Klotz et al., 2004**).



**Figure 16.**Adultes d'*A. lombricoïde* : mâle en haut, femelle en bas (**ANOFEL, 2017**)

- **Œufs**

Les œufs ovoïdes, mesurant 60  $\mu\text{m}$  à 70  $\mu\text{m}$  de long par 40  $\mu\text{m}$  à 50  $\mu\text{m}$  de large, sont pondus en très grand nombre dans l'intestin et évacués avec les fèces. Ils sont entourés d'une double

coque brune, d'aspect mamelonné très caractéristique, qui les rend très résistants dans le milieu extérieur (Fig.17) (ANOFEL, 2007).

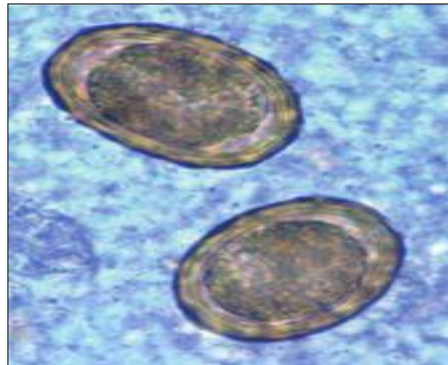


Figure 17. Œuf d'*A lombricoïde* (Guillaume, 2007)

- Cycle évolutif

La contamination se fait par ingestion d'œufs embryonnés après séjour dans le milieu extérieur (Chen, 1997) Le cycle est simple, direct, sans hôte intermédiaire (fig.18). Les adultes d'accouplent, les femelles pondent des œufs qui seront excrétés avec les selles. Ces œufs ne sont pas embryonnés et nécessiteront une maturation dans l'environnement durant trois semaines. La maturation des œufs est favorisée par la chaleur et l'humidité (Durand *et al.*, 2005).

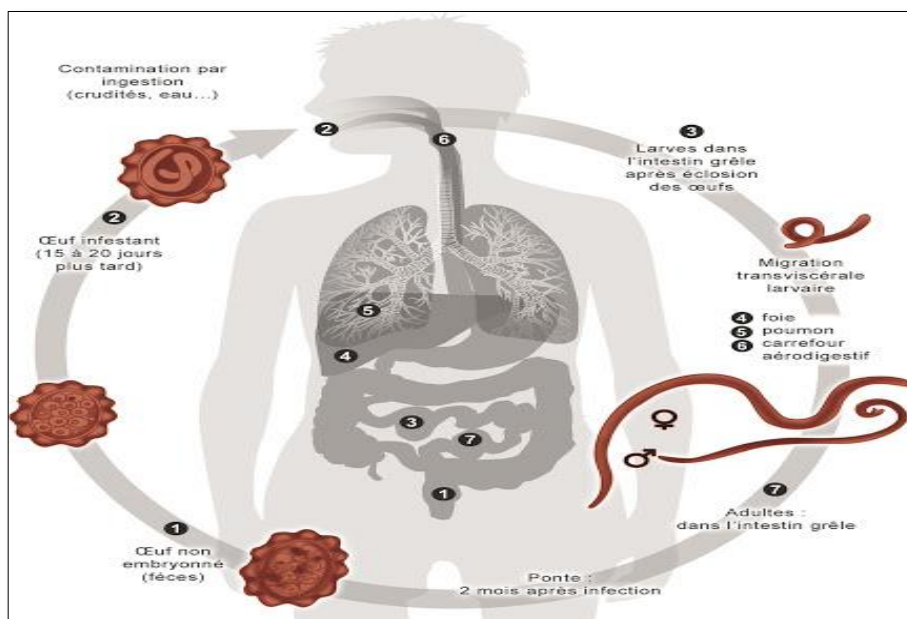


Figure 18. Cycle évolutif d'*A lombricoïde* (ANOFEL, 2017)

- ①② Maturation des œufs dans le milieu extérieur. ② à ⑤ Migration larvaire tissulaire.
- ⑥ ⑦ Phase intra-intestinale (phase d'état).

- **Clinique**

L'ascaridiose est caractérisée par des symptômes pulmonaires précoces suivis de symptômes intestinaux (Durand *et al.*, 2005). La phase de migration larvaire est marquée par le syndrome de Löffler : une opacité pulmonaire et une toux accompagnée de fièvre. La phase d'état est fréquemment marquée par des troubles digestifs, représentés par des épisodes diarrhéiques et des douleurs abdominales mal localisées ; exceptionnellement des signes nerveux marqués par une irritabilité, des troubles du sommeil et des convulsions peuvent survenir. Dans l'intestin, l'accumulation des vers peut causer une occlusion (pelote d'ascaris) (ANOFEL, 2014).

#### **I.4.1.1.2. *Trichuris trichiura***

- **Généralité**

*T. Trichiura* sont des parasites nématodes efficaces du l'intestin des mammifères (Nilanthi et Edward, 2011). La trichurose est une pathologie commune aux primates non humains et a l'homme (Lacoste, 2008).

- **Morphologie**

- **Adulte**

Les adultes mesurent 3 cm à 5 cm. Faiblement hématophages, de couleur blanchâtre. La partie antérieure (deux tiers du corps), effilée – trichocéphale signifie « tête fine comme un cheveu », est implantée dans la muqueuse colique, tandis que la partie postérieure (un tiers) pend dans la lumière intestinale (Fig.19) (ANOFEL, 2014).

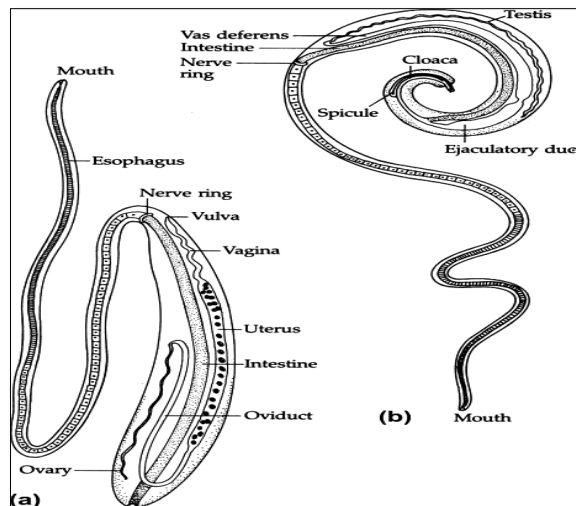


Figure 19. Adulte de *T. trichiura* (a) Femelle (b) male (Burton *et al.*, 2013)

- Œufs

Aspect en "citron", contient une double coque épaisse, interrompue au niveau des deux pôles par deux bouchons muqueux. Il n'est pas embryonné au pont (Fig.20) (Rifai, 2017).

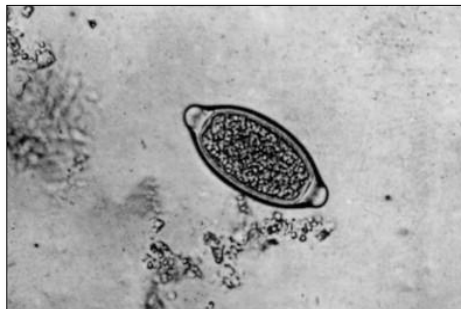


Figure 20. Œuf d'*T trichiura* (Donald et Simon, 2013)

- Cycle évolutif

Le cycle est direct. Les trichures sont localisés habituellement au niveau du cæcum où la partie antérieure s'enfonce dans la muqueuse intestinale. Les femelles pondent des œufs qui sont éliminés avec les selles. Ils ne sont pas embryonnés dans les matières fécales fraîchement émises. Ils s'embryonnent dans la nature et deviennent donc infestant. Une fois l'embryon formé, l'œuf peut attendre plusieurs années le moment où il sera ingéré. Après digestion de la coque par les sucs digestifs, la larve s'enfonce pendant une huitaine de jours entre les villosités de l'intestin grêle. Puis elle gagne le cæcum et mue en adulte en un mois. Après

copulation, la femelle pond des œufs (deux mois après l'infestation) qui suivent le bol fécal (Fig.21) (Lacoste, 2008).

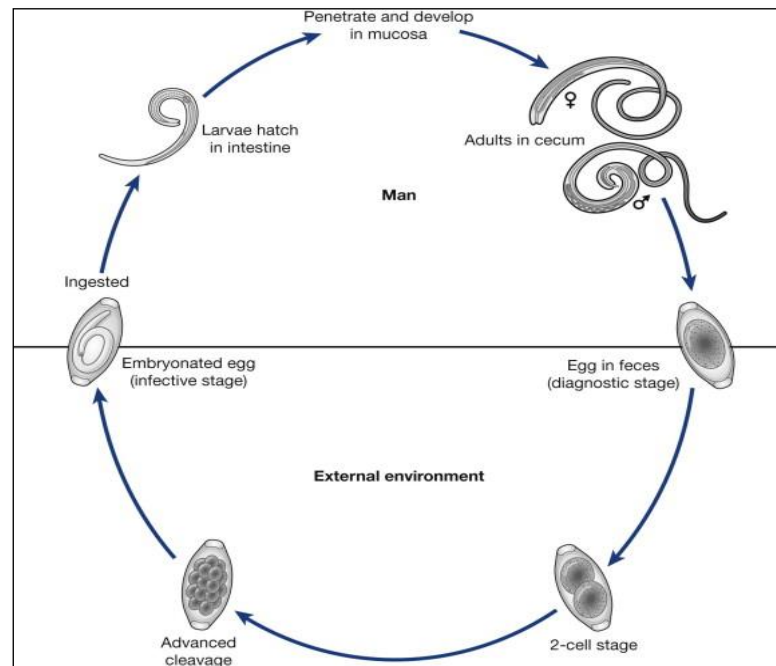


Figure 21 . Cycle évolutif de *T. trichiura* (Donald et Simon 2013)

○ Clinique

La plupart des infections sont légères sans symptômes cliniques. Cependant, les infections chroniques produisent des symptômes caractéristiques comme des selles sanglantes, des douleurs dans le bas-ventre, une perte de poids, un prolapsus rectal, des nausées et une anémie. En cas de prolapsus rectal, des vers adultes peuvent être observés à l'extérieur. (Donald et Simon, 2013).

I .4.1.1.3. *Strongyloides stercoralis*

○ Généralité

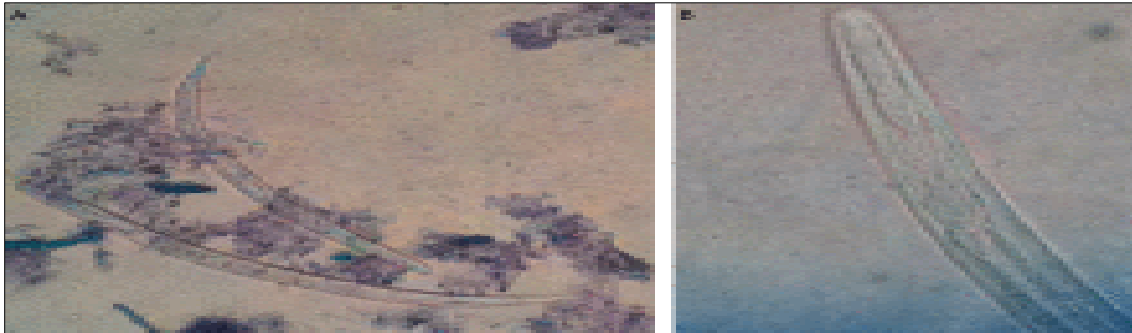
L'anguillulose ou strongyloïdose est une parasitose intestinale due à un petit nématode *Strongyloides stercoralis*, elle reste essentiellement tropicale (Nicolas *et al.*, 2005). Est un nématode intestinal de l'homme (Keiser et Nutman, 2004).



○ **Morphologie**

• **Adulte**

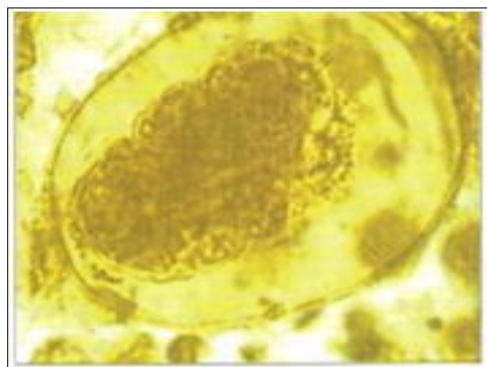
Ce nématode a une taille microscopique ce qui lui vaut sa dénomination d'anguillule. *S. stercoralis* existe sous la forme d'adultes parasites dont on connaît seulement la femelle dite parthénogénétique, les adultes libres mâles et femelles et les larves. La femelle parthogénétique mesure environ 2.5mm. La femelle libre stercorale mesure 1mm de long. L'œsophage est dit rhabditoïde car il présente un étranglement et deux renflements piriformes. Le male libre est encore plus petit (0.7mm). Les larves rhabditoïde ont un œsophage à deux renflements. Elles mesurent 200 à 300  $\mu\text{m}$  et se trouvent dans les selles. Les larves Strongyloides ou larves filariformes sont les larves infectantes. Elles mesurent 600 à 700  $\mu\text{m}$  sur 12  $\mu\text{m}$ . Elles sont longues et étroites (**Fig.22**) (**Lacoste ,2008**).



**Figure 22.** Anguillule mâle (a) et femelle (b) (**Cervone *et al.*, 2016** )

• **Œuf**

Ils mesurent ovoïde et incolore 50 à 55  $\mu\text{m}$ , coque lisse peu épaisse. Il renferme des blastomères séparés de la coque interne par un espace réfringent (**Fig.23**) (**Rifai, 2017**).



**Figure 23.** Œuf de *S. stercoralis* (**ANOFEL, 2014**)

○ Cycle évolutif

Le cycle évolutif de l'anguillulose comprend un cycle endogène d'autoinfestation, un cycle asexué direct et un cycle sexué indirect (Nanfah woda, 2008).

Le cycle endogène ou cycle d'autoinfestation : Les larves Rhabditoïdes se transforment en larves Strongyloïdes, traversent la paroi intestinale, et deviennent adultes dans le duodénum (Guillaume, 2007).

Le cycle asexué direct : Il se produit lorsque les conditions d'humidité et de chaleur sont défavorables (Nanfah woda, 2008). Dans le milieu extérieur, les larves Rhabditoïdes se transforment en larves Strongyloïdes et pénètrent directement dans un nouvel hôte (Marchand, 2014).

Le cycle sexué indirect Dans le milieu extérieur, les larves Rhabditoïdes se transforment en larves Strongyloïdes puis en adultes mâles et femelles qui s'accouplent et vont donner des œufs. La larve Rhabditoïde sortant de l'œuf se transforme en Strongyloïdes, qui pénètre par voie transcutanée chez son hôte (Fig.24)(Guillaume, 2007).

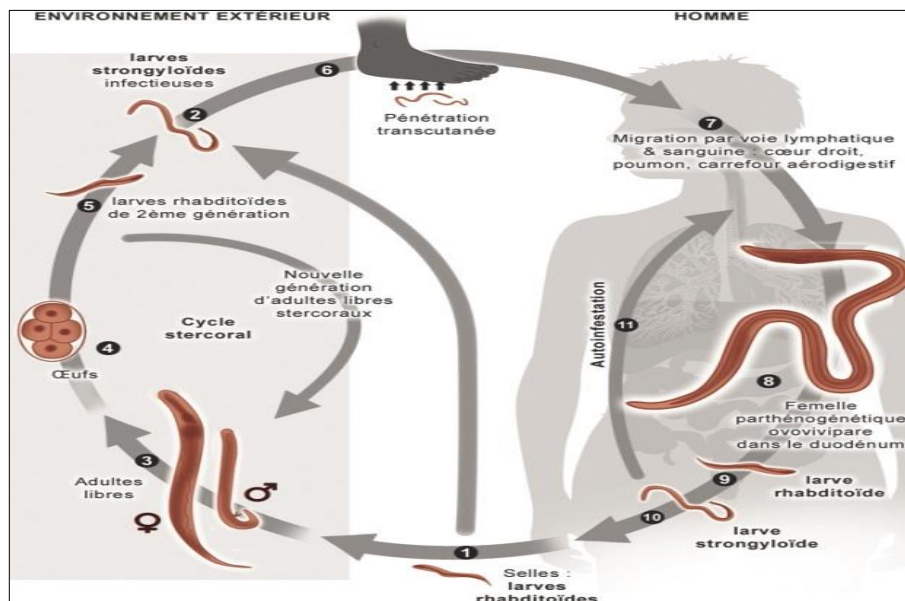


Figure 24. le cycle évolutifde *S. stercoralis* (ANOFEL, 2017)

❶ à ❸ Cycle larvaire ou sexué libre dans le milieu extérieur. ❷ et ❸ Migration tissulaire et installation de la femelle dans le duodénum. ❹ et ❺ Ponte des larves. Possibilité d'auto infestation

○ **Clinique**

La strongyloïdose peut être asymptomatique (Richard et Pearson ,2017).La phase de pénétration des larves passe souvent inaperçue. Les signes cutanés correspondent rarement à la phase de primo-invasion. Le plus souvent ils traduisent la migration sous-cutanée de larves (phénomène de larva currens) (ANOFEL, 2014).

**I .4.1.1.4. *Enterobius vermicularis***

○ **Généralité**

L'oxyure ou *Enterobius vermicularis*, est un petit nématode qui vit dans le caecum, L'oxyurose est une helminthiase cosmopolite, mais plus fréquente en zone tempérée qu'en zone tropicale (Bourée, 2013), plus particulièrement chez les enfants (Botterel *et al.*, 2017 ).

○ **Morphologie**

• **Adulte**

Les vers adultes sont de forme rond et blanc, le male mesure 2 à 5 mm à 0,2 mm, la femelle ovipare mesure 9à 13 mm sur 0,3 à 0,5 mm elles possèdent une queue pointue occupant à elle seule le tiers de la longueur total du corps. L'utérus est distendu par les œufs et la vulve s'ouvre au niveau du tiers antérieur du corps. L'orifice buccal est muni de trois lèvres rétractiles, une cuticule cervicale forme une sorte de capsule buccales qui se continue le long du corps par de épines latérales(Fig.25)(Lacoste, 2009).



**Figure 25.** Vers adultes d'*E vermicularis* (Centers for Disease Control and Prevention)

• **Œuf**

Les œufs sont asymétriques et mesurent environ 55 sur 30µm, ils présentent une face

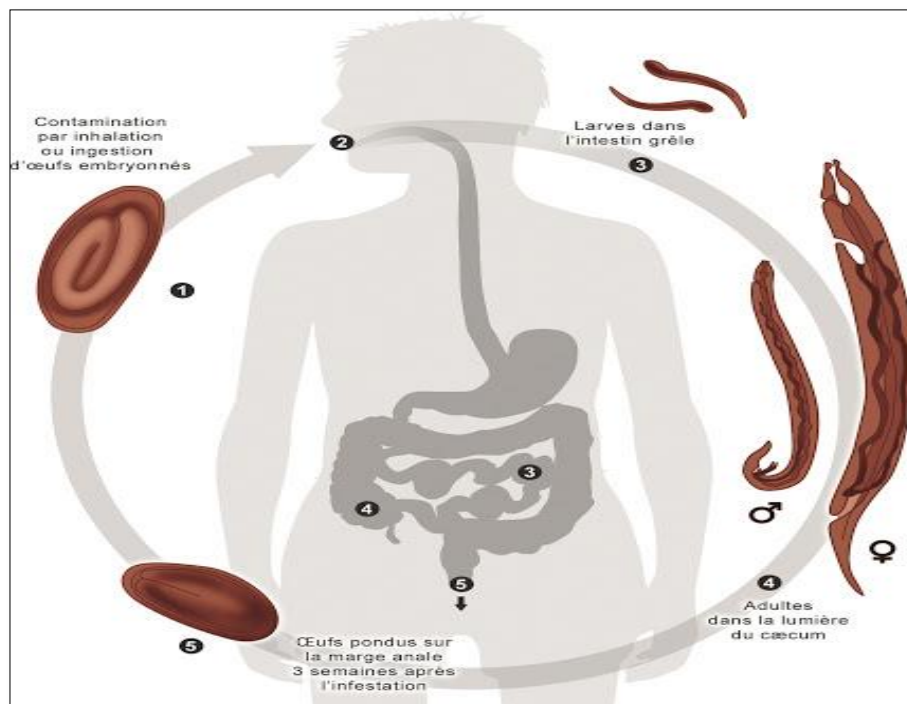
Nettement plus bombée que l'autre et un pôle plus aigu par où sortira la larve ils sont en fait asymétrique sur les trois cotés (Fig.26) (Lacoste, 2009).



**Figure 26.** Œufs d'*E. vermicularis*, Test à la cellophane adhésive anal (ANOFEL, 2017)

○ Cycle

L'infestation s'effectue par ingestion des œufs portés à la bouche par les mains sales, doigts ou objets sucés, ou avec les aliments. Localisées dans le caecum, les femelles parcourent le côlon pour aller pondre leurs œufs au niveau de la marge anale, phénomène responsable du prurit anal. Après contact avec l'anus, les doigts sont infestés, l'enfant va se récontaminer en portant les doigts à sa bouche. En outre, l'enfant va contaminer les autres par les jeux collectifs (Fig.27) (Botterel *et al.*, 2017).



**Figure 27.** Cycle évolutif d'*E. vermicularis* (ANOFEL, 2017)

② à ⑤ Tout le cycle se déroule dans la lumière du tube digestif.

- **Clinique**

L'Oxyurose est une parasitose latente, responsable de prurit anal lié à la fixation des femelles sur la marge anale qui se complique de lésions de grattage ou de vulvite chez la petite fille (**Gentilini et al., 1997**). Les douleurs de la fosse iliaque droite, des troubles du transit, l'anorexie, sont contingents et l'appendicite est controversée (**Baixench et Dupouy Camet, 2003**).

#### **I.4.2. Les plathelminthes**

Sont des vers plats à corps segmenté ou pas, qui ne contiennent pas de tube digestif ou en possèdent un incomplet. Ils sont hermaphrodites le plus souvent et comprennent la classe des trématodes et des cestodes (**Guillaume, 2007**).

##### **I.4.2.1. Cestode**

Ce sont des parasites obligatoires des vertébrés et invertébrés. Ces parasites ont un corps segmenté plat et ne possèdent pas de tube digestif possédant un cycle hétéroxène (**Lacoste, 2008**). Le corps se divise en trois parties la tête est formée d'anneaux ou proglottis ou scolex qui porte des organes de fixation, le cou étroit non segmenté, le corps ou strobile (**Guillaume, 2007**).

##### **I.4.2.1.1. *Hymenolepis nana***

- **Généralité**

*Hymenolepis nana* est l'agent causal le plus courant de l'hyménolépiose humaine (**Panti-May et al., 2019**). Est le cestode le plus courant chez l'homme, en particulier chez les jeunes enfants. Il est souvent appelé «ténia nain» en raison de sa petite taille. Il a une distribution cosmopolite, mais sa prévalence est importante dans les pays chauds et arides (**Thompson, 2015**).

- **Morphologie**

- **Adulte**

Les vers adultes mesurent de 3 à 4 cm de long. Bien qu'ils ne survivent que 6 semaines, leur capacité d'auto-infection permet d'établir une infection chronique, en particulier chez les enfants et les adultes placés en institution (**Fig.28**) (**Nabarro et al., 2020**).

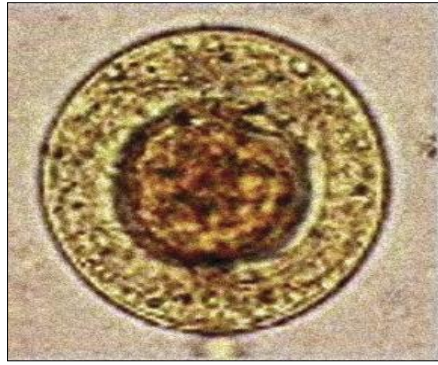


Figure 28 . Adulte d'*H. nana* (Thompson, 2015)

- Œuf

Des œufs de *H. nana* sont ovales et mesurent 30 à 50 µm de long. La membrane interne a quatre à huit filaments à chaque pôle. L'oncosphère a six crochets, mais généralement seuls certains d'entre eux sont visibles (Fig.29) (Nabarro *et al.*, 2020).



Figure 29. Œuf d'*H. nana* (Delpy *et al.*, 2005)

- Cycle évolutif

Ce parasite a la particularité d'avoir deux cycles possibles, le plus fréquent, est un cycle monoxène passe par un seul hôte. L'homme hébergeant la forme adulte dans son intestin grêle va libérer dans le milieu extérieur de nombreux œufs dont la transmission se fait directement d'homme à homme par contact orofécal en cas de manque d'hygiène. Le second cycle, hétéroxène, passe quant à lui par un hôte intermédiaire, un insecte : ver de farine ou ; blattes ; puces, (*Ctenocephalus canis*, *Pulex irritans*) L'homme se contamine en ingérant accidentellement un insecte dans la farine mal cuite (Fig.30) (Delpy *et al.*, 2005).

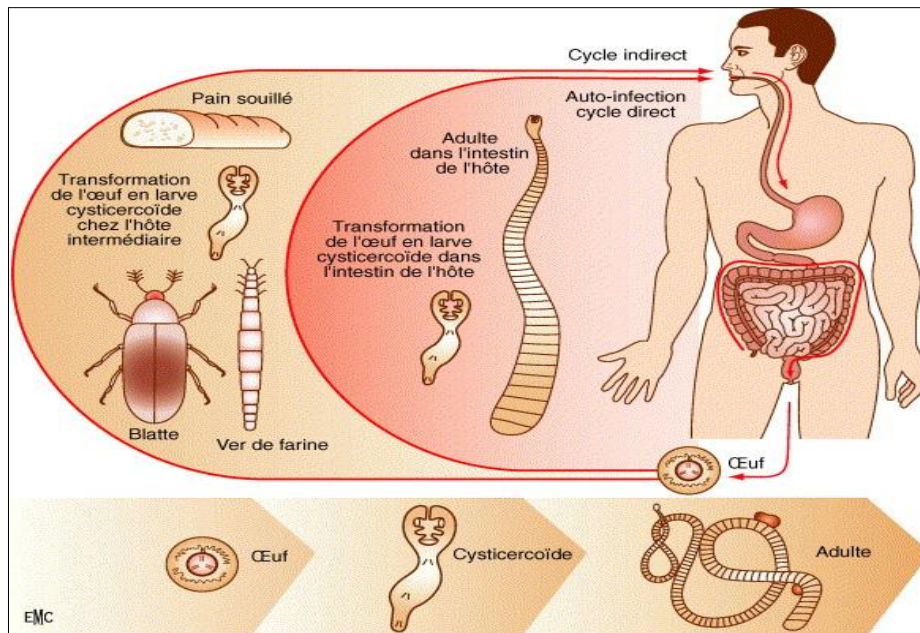


Figure 30. Cycle évolutif d'*H nana* (Delpy et al., 2005)

○ Clinique

Hyménolépidose est le plus souvent asymptomatique (Genetet et al., 2003). La symptomatologie dépend du nombre de parasites présents, des douleurs abdominales, une diarrhée, une perte de poids, une irritabilité ou une anorexie. D'autres plaintes peuvent être décrites, comme une irritabilité, une urticaire, un prurit (nasal ou anal), voire des crises convulsives. Le parasite adulte provoque des lésions des villosités iléales qu'il occupe et de lourdes infestations peuvent entraîner des entérites sévères avec des symptômes digestifs à type de douleurs abdominales (Delpy et al., 2005).

I 4.2.1.2. *Tænia saginata*

○ Généralité

*T.saginata* est un Parasite de l'intestin grêle strictement humain (ANOFEL, 2017), est cosmopolite (Richard et Pearson ,2018). Les téniasis sont des parasitoses dues à diverses espèces de cestodes, qui parasitent l'homme à l'état adulte ou à l'état larvaire (Nanfah woda ,2008).

○ Morphologie

• Adulte

*T.saginata* est un ver plat, segmenté, de 4 à 12 m de long, de couleur blanche. À son extrémité antérieure se situe le scolex, avec quatre ventouses sans rostre ni crochets lui permettant la fixation à la muqueuse de l'intestin grêle. Ce scolex se prolonge par un cou de courte taille (de 3 à 7 mm). On retrouve par la suite un long strobile, composé d'une chaîne de segments ou proglottis, allant de 1 mm à 1 à 2 cm pour les plus mûrs, en cours de maturité sexuelle, matures ou gravidés (Fig.31) (Guillaume, 2007).



**Figure 31.** Adulte de *T. saginata* (Guillaume, 2007)

- **Œuf**

Forme sphérique et mesure 40 µm de diamètre. Doté d'une coque épaisse et striée radialement en rayons de roue (Fig.32) (Rifai, 2017).



**Figure 32.** Œuf de *T. saginata* (Guillaume, 2007)

- **Cycle évolutif**

L'homme se contamine par ingestion de viande des bovins insuffisamment cuite qui contient les larves infectantes (Cysticercose bovis) deux à trois mois plus tard, le *Tænia* devient adulte dans la partie supérieure de l'intestin grêle et les anneaux murs sortent activement en dehors



de la défécation par petits amas. Chez l'hôte intermédiaire (bœuf), les embryophores avalés se lyse et libère un embryon hexacanthès, qui traversent la paroi intestinale et disséminent dans tout l'organisme (surtout dans le tissu périmusculaire). Ces larves deviennent des cysticerques(Fig.33)(Guillaume, 2007).

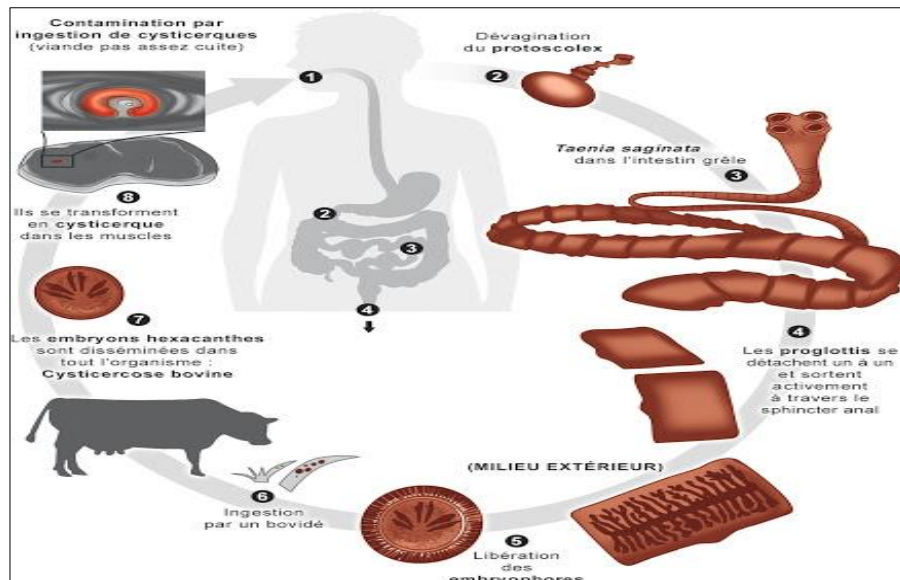


Figure 33. Cycle évolutif de *T. saginata* (ANOFEL ,2017)

o Clinique

La symptomatologie clinique est absente le plus souvent (Durand *et al.*, 2005). Mais il peut être décrit des douleurs abdominales, des nausées et des troubles de l'appétit (anorexie ou boulimie) (Nanfah woda ,2008).

I .5. Mode de contamination et l'épidémiologie des parasitoses intestinales

I .5.1. Mode de contamination

Les parasites intestinaux peuvent pénétrer dans l'organisme par deux voies différentes : buccale et la voie transcutanée

- Pénétration par voie buccale

La contamination se fait par ingestion d'éléments infestants contenus dans l'eau ou les aliments à la faveur d'une faute d'hygiène, Exemples:

Œufs embryonnés d'ascaris ou de trichocéphale, kystes mûrs d'amibes ou oocystes mûrs de coccidies, larves de ténias (Zongo, 2003).

- Pénétration par voie transcutanée

Elle se fait de façon active par effraction cutanée. Ce mode de contamination est le fait des larves Strongyloides d'ankylostomes ou d'anguillule et de la furcocercaire de schistosome (Zongo, 2003).

### **I.5.2. Répartition géographique**

- Les parasitoses cosmopolites

Elles s'observent sur toute la surface du globe. Cependant, elles sont plus fréquentes en zones tropicales et intertropicales qu'en zones tempérées. Exemples: amibiases, giardiose, trichomonoses, ascaridioses, trichocéphaloses, téniasis (Zongo, 2003).

- Les parasitoses tropicales et intertropicales

Ce sont des parasitoses qui sévissent à l'état endémique exclusivement dans les régions chaudes et humides du globe. Exemples : nécatorose, anguilluloses, bilharzioses (Zongo, 2003).

### **I.6. Prévention et prophylaxie**

La prévention contre les parasitoses intestinales met en œuvre un ensemble de mesures destinées à interrompre la transmission et à protéger le terrain réceptif (OMS), sans omettre certaines particularités relatives aux parasitoses intestinales, émanant des caractéristiques des agents parasitaires responsables (leur répartition géographique, leur mode de transmission à l'homme et leurs cycles évolutifs) (Adarmouch *et al.*, 2008).

#### **➤ L'éducation sanitaire**

La prévention, par l'information et l'éducation pour la santé, reste dans un tel contexte la meilleure stratégie de lutte contre les parasitoses digestives (Aplogan *et al.*, 1990), L'éducation sanitaire repose sur l'information, dès le plus jeune âge, des personnes sur les dangers du péril fécal en vue de l'application des règles élémentaires d'hygiène. Il est, par ailleurs, important de sensibiliser les populations sur les comportements sexuels à risque (Coudert et Dreyfuss, 2010).

#### **➤ Prophylaxie individuelle**

Elle est basée essentiellement sur des mesures d'hygiène corporelles et des aliments, Une bonne hygiène alimentaire impose de se laver systématiquement les mains avant les repas et

toute manipulation d'aliments et, a fortiori, à la suite de tout contact avec un animal et après chaque selle. Par ailleurs, les légumes et les fruits consommés crus doivent toujours être lavés soigneusement avec une eau propre (**Coudert et Dreyfuss, 2010**).

➤ **Prophylaxie collectives**

- la lutte contre le péril fécal et l'interdiction d'utilisation d'engrais humains (**Buffaz et al., 2014**), Les parasitoses digestifs sont liées au péril fécal est dû à la dissémination incontrôlée des déjections humaines contenant œufs et kystes de divers parasites. La chaîne naturelle du péril fécal met en jeu plusieurs éléments entre le réservoir de parasites et l'homme aliments, mains, mouches, sol et eau. Pour une bonne efficacité, il convient d'attaquer tous ces éléments (**Edouard et al., 2005**).

L'approvisionnement en eau potable et l'évacuation des eaux usées : la protection des puits par une margelle bétonnée et le respect d'un périmètre de sécurité (**El Kettani et al., 2008**)

- l'utilisation d'eau portée à ébullition ou désinfectée. En plus, les eaux usées doivent être évacuées idéalement par des systèmes d'égouts respectant les normes sanitaires (**El Kettani et al., 2008**)
- L'hygiène du milieu comporte la construction et l'utilisation de latrines régulièrement décontaminées par un arrosage au crésol sodique ou à la chaux vive, l'abandon des engrais humains (**Nicolas et al., 2002**).
- Chimio prophylaxie : L'OMS recommande, à titre d'intervention de santé publique, l'administration périodique d'antihelminthiques (albendazole ou mebendazole) aux enfants vivant dans des zones où l'on estime que la prévalence des géohelminthoses dépasse 20% (**Bouchard et Aumaitre, 1999**) (**Adarmouch et al., 2008**).

L'approvisionnement en eau potable et l'évacuation des eaux usées : la protection des puits par une margelle bétonnée et le respect d'un périmètre de sécurité (**El Kettani et al., 2008**)

- l'utilisation d'eau portée à ébullition ou désinfectée. En plus, les eaux usées doivent être évacuées idéalement par des systèmes d'égouts respectant les normes sanitaires (**El Kettani et al., 2008**)
- L'hygiène du milieu comporte la construction et l'utilisation de latrines régulièrement décontaminées par un arrosage au crésol sodique ou à la chaux vive, l'abandon des engrais humains (**Nicolas et al., 2002**).
- Chimio prophylaxie : L'OMS recommande, à titre d'intervention de santé publique, l'administration périodique d'antihelminthiques (albendazole ou mebendazole) aux enfants

vivant dans des zones où l'on estime que la prévalence des géohelminthoses dépasse 20% (Bouchard et Aumaitre, 1999) (Adarmouch *et al.*, 2008).

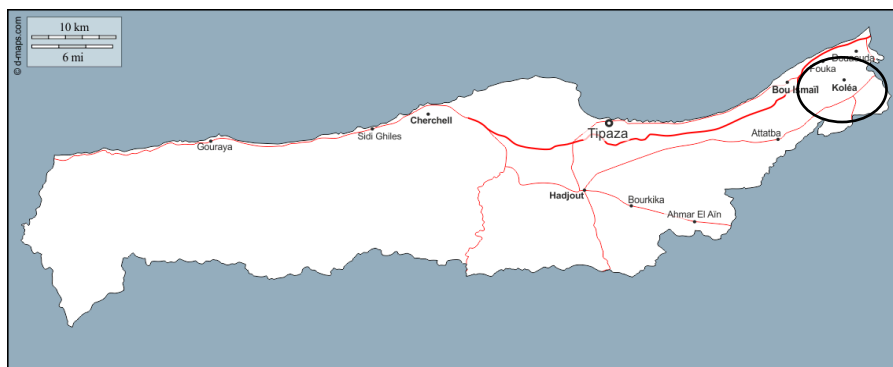
## **Chapitre II : Matériel et méthodes**

### **II .1. Lieu et période d'étude**

Notre travail consiste à analyser par un examen parasitologique 182 selles prélevées de patient externes et hospitalisés. Cette étude s'est déroulée du 10 Février jusqu'au 18 Mars 2020, au niveau de l'unité de parasitologie-mycologie du laboratoire central de l'hôpital Docteur FARES YAHIA de Kolea.

### **II .2. Région de KOLEA**

Kolea est une commune de la wilaya de Tipaza en Algérie située à 56 km au nord-est de la wilaya de Tipaza, sur une collines dominant la plaine de la Mitidja, Elle se situe à la fois dans le prolongement Ouest de l'aire métropolitaine d'Alger, à la croisée des chemins entre Alger, Blida et Tipaza, donnant à la fois sur la Mitidja et sur la mer , se caractérise par un climat méditerranéen, doux en hiver et chaud en été (**Fig.34**).



**Figure 34.** Carte de la situation géographique de la région Kolea

### **II .3. Objectifs du travail**

L'objectif de notre travail est de déterminer et comparer la prévalence des parasitoses intestinales chez les patients hospitalisés et externes, et par la suite identifier les différents parasites intestinaux retrouvés.

### **II .4. Condition du prélèvement**

#### **II .4.1. Récolte des selles**

Les selles doivent être recueillies dans un récipient étanche, propre, sec et à couvercle large,

On doit y colle une étiquette portant le nom et prénom du patient, elle ne doit jamais être mélangées avec les urines (risque de destruction des formes végétatives des protozoaires).

#### **II .4.2. Fiche de renseignement :**

Pour que l'examen copro-paritologique soit précis et efficace, il faut une collaboration étroite entre le biologiste et le clinicien, en effet le clinicien doit fournir au laboratoire des informations de plusieurs ordres :

-données personnels de l'état civil : nom, prénom, âge, adresse profession actuelle.

-données épidémiologiques : origine géographique du malade, éventuel voyage récent ou séjour en zones d'endémie.

-données cliniques : l'essentiel des signes cliniques (en particulier digestifs) et les traitements reçus (notamment antiparasites).

#### **II .5. Matériels**

##### **II .5.1. Population d'étude**

La population d'étude comprend des personnes d'âge différents, allant de quelques mois à plus de 60 ans, qui consultent pour des symptômes variés essentiellement d'origines digestives, ou dans le cadre du bilan systématique notamment pour les cuisiniers ou les stagiaires de cuisine, sur les 182 prélèvements reçus : 70 patients hospitalisés et 112 patients externes , nombreux proviennent de sujet masculins que de sujets féminins.

##### **II .5.2. Origine des prélèvements**

Les prélèvements proviennent soit de consultant à titre examen dans les cabinets médicaux privés ou des structures sanitaires publiques de la wilaya de Tipaza ou wilayas avoisinante, soit des patients hospitalisés dans les différents services de l'hôpital (pédiatrie, maladie infectieuse, médecine interne, néphrologie) Fares Yahia de Kolea.

##### **II .5.3. Matériel de laboratoire**

Le recours au laboratoire pour examen parasitologique des selles est nécessaire devant toutes suspicions de parasitoses intestinales. Les matériels et réactifs utilisés pour l'EPS sont :

- Microscope optique
- Lames porte objet
- Lamelle
- Verre à pie
- Agitateur
- Pipette pasteurs
- Pissette
- Centrifugeuse
- Tube conique
- Portoir
- Entonnoirs en verre
- Bocal en verre contenant la solution du kato
- Rectangles de cellophane
- Papier absorbant
- Embouts jaune
- Pince
- ✓ **Réactifs**
- Eau physiologique
- Lugol double à 5 %
- Eau formulée à 10 %
- Ether
- Solution de kato : glycérine + vert malachite
- Huile à l'immersion pour la lecture au microscope optique

## **II .6. Méthodes**

### **II.6.1. Examen coproparasitologique**

Tout examen parasitologique de selles doit se dérouler de façons suivantes : Un examen macroscopique de la selle, un examen microscopique dit examen direct ou à l'état frais sans et avec coloration, et un examen microscopique par deux techniques de concentration selon l'aspect de la selle.

## II .6.2. Examen macroscopique

L'examen macroscopique est une étape importante de l'EPS, elle permet de noter essentiellement l'aspect, la consistance, la couleur, la présence d'éléments surajoutés (parasites, glaires, sang).

## II .6.3. Examen microscopique

L'examen direct ou à état frais comporte deux étapes : un examen direct à l'eau physiologique et un examen direct après coloration au lugol double.

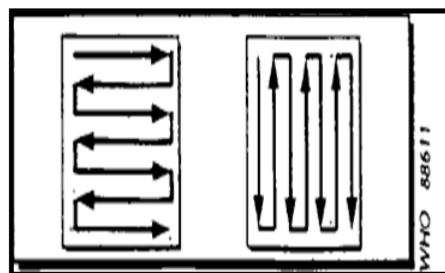
Toutes les espèces ont été identifiées par Dr Gougam parasitologue au laboratoire parasitologie-mycologie EPH Kolea suivant un guide de laboratoire, selon le protocole établi et fourni par l'OMS aux hôpitaux Algérien.

### II .6.3.1. Examen direct à l'eau physiologique

#### ✓ Mode opératoire (Fig.36)

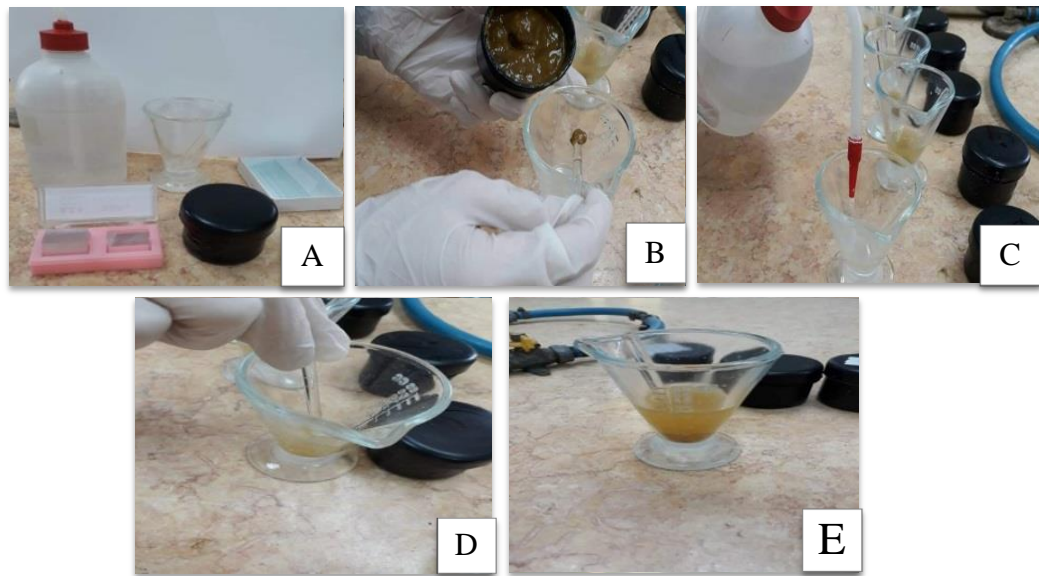
- A l'aide d'un agitateur prélever une noisette de selle en surface et en profondeur en privilégiant les zones où des anomalies sont patentées (**Fig.36B**).
- puis diluer ces petites particules de matières fécales dans 10 fois leur volume d'eau physiologique à (0.9%) (**Fig.36C**), de façon à obtenir une suspension homogène (**Fig.36E**).
- Sur une lame mettez une goutte de la dilution de selle et la déposer entre lame et lamelle.
- La lecture des lames se fait d'abord au faible grossissement (x10) puis au grossissement moyen (x40).

**NB** : Il faut balayer la lame entière avec des mouvements en zig zag soit de haut en bas soit de droite à gauche(**Fig.35**).



**Figure 35.** Lecture méthodique au microscope optique (OMS, 1993)





**Figure 36.** Les étapes de l'examen direct à l'état frais (Photographie par Mebarki et Settouf, 2020)

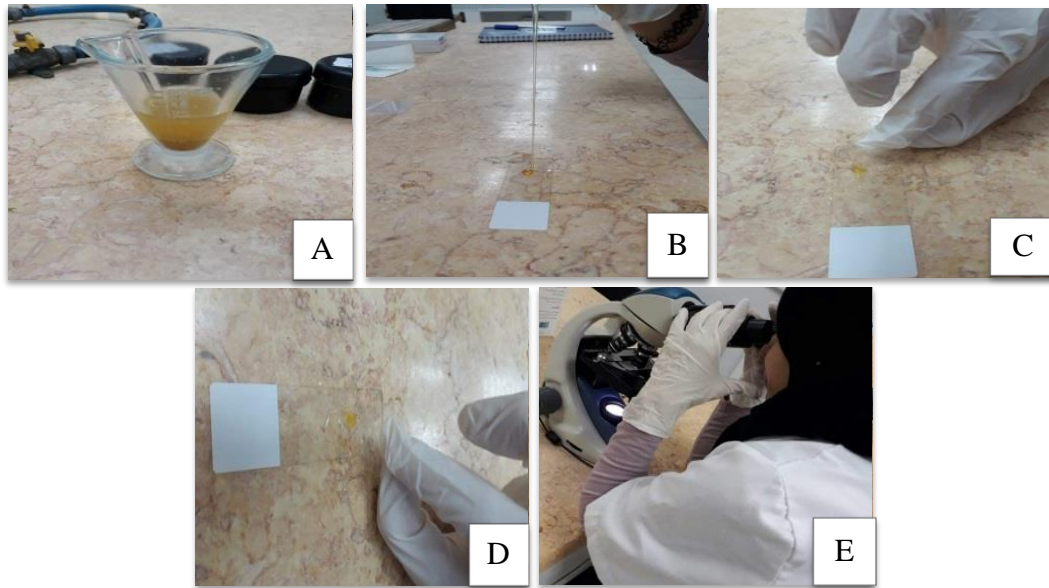
### II .6.3.2. Examen direct après coloration au Lugol

✓ **Réactif**

Lugol à 5 %

✓ **Mode opératoire (Fig.37)**

- La même suspension précédente est utilisée
- en mettant sur la lame, une goutte de cette dernière avec une goutte de Lugol à 5% (Fig.37B)
- couvrir par une lamelle (Fig.37 D)
- La lecture de la lame se fait de la même manière précédente



**Figure 37.** Les étapes de l'examen direct après coloration au Lugol (Photographie par **Mebarki et Settouf, 2020**)

### II .6.3.3. Examen direct après concentration par la technique de Ritchie simplifiée

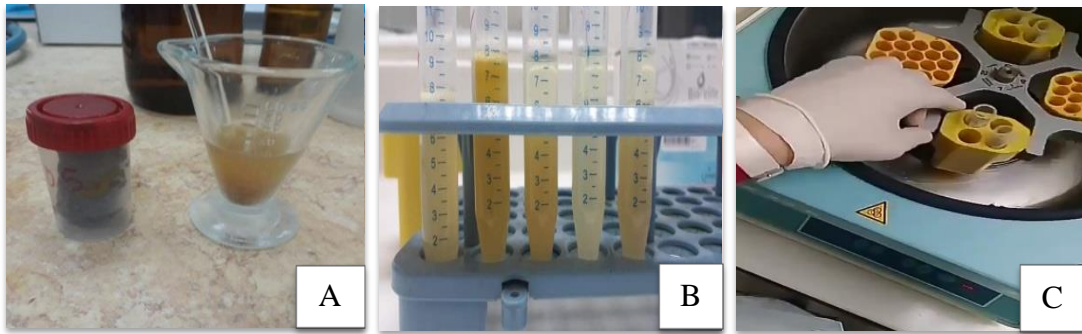
✓ **Réactif**

Formol a 10 %

Ether

✓ **Mode opératoire (Fig.38)**

- Diluer une noisette de selles directement dans de l'eau formolée à 10% jusqu'à obtention d'une suspension homogène
- Laisser sédimenter et prendre le surnageant
- Verser dans un tube conique en respectant les proportions de 2/3 de la dilution fécale
- ajouter 1/3 d'éther du volume total(**Fig.38B**)
- Agiter rigoureusement
- centrifuger à 2500 tours/minutes pendant 3 minutes (**Fig.38C**).
- Après attendre la formation de quatre phases (Une couche supérieure représentée par l'éther, une couche intermédiaire faite de résidus de bactérie et de débris alimentaires, Et une couche aqueuse faite par le formol et le culot qui contient les éléments parasitaires).
- Jeter le surnageant en renversant le tube d'un mouvement rapide
- Prélever le culot, par une pipette, puis déposer une goutte de ce dernier sur la lame et recouvrir par une lamelle et lire au microscope.



**Figure 38.** Les étapes de l'examen direct après concentration par la technique de Ritchie  
(Photographie par Mebarki et Settouf, 2020)

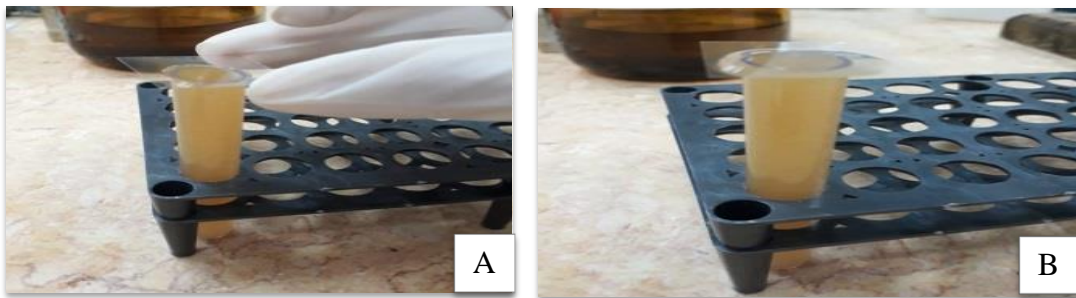
#### II .6.3.4. Technique de flottation Willis

✓ **Réactif**

La solution de chlorure de sodium

✓ **Mode opératoire (Fig.43)**

- diluer une noisette de selles dans 60 ml de la solution de chlorure de sodium.
- L'ensemble est trituré dans un bicher.
- ensuite filtré à travers un passe thé et un compresse.
- déversé La suspension fécale obtenue dans un tube à essai jusqu'à obtenir un ménisque convexe.
- Déposer une lamelle sur le tube et laisser reposer pendant 15 min (Fig.43B)
- Ensuite retiré La lamelle et déposer sur une lame porte objet qu'on examine au microscope.
- 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. Lorsque vous suspectez des œufs, passés aux grossissements (x10) puis (x40) pour identification du genre.

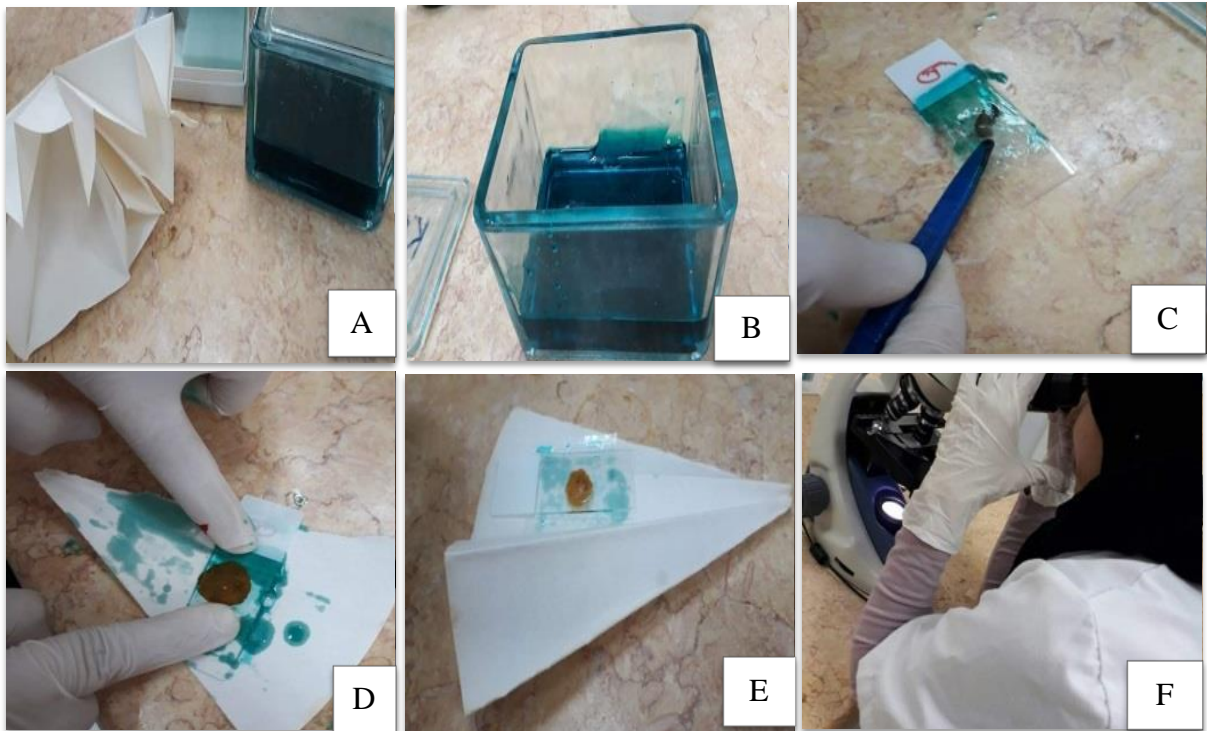


**Figure 39.** Les étapes de la technique de flottation Willis (Photographie par Mebarki et Settouf, 2020)

### II .6.3.5. Méthode par éclaircissement : Méthode de kato-Katz

✓ **Mode opératoire (Fig.40)**

- Sur une lame porte-objet déposer 30 à 40 mg des selles , Recouvrir d'un rectangle de cellophane imprégné de vert de malachite(**Fig.40C**).
- Retourner cette préparation et l'écraser sur plusieurs épaisseurs de papier filtre jusqu'à ce les matières fécales se soient étalées entre la lame et la cellophane, pour former un frottis Épais(**Fig.40D**).
- Laisser une heure à température ambiante, puis examiner au microscope au faible grossissement (**Fig.40**)



**Figure 40.** Les étapes de la technique kato-Katz (Photographie par Mebarki et Settouf, 2020)

## Chapitre III : Résultats et discussion

### III.1. Résultats

#### III.1.1. Caractéristiques démographiques

##### III.1.1.1. Description de la population d'étude

##### III.1.1.1.1. Répartition de la population selon tranches d'âge

###### A. Hospitalisés

Le tableau 3 permet de constater une augmentation du nombre de patients hospitalisés faisant l'objet d'EPS ente l'âge 0 et 9 ans. En effet, nous passons de 7 cas pour la tranche d'âge de [0-4] à 9 cas pour la tranche d'âge de [5-9] ans. Au-delà de 10 ans, nous assistons à une diminution de demande d'EPS pour la tranche d'âge de [10-19] ans.

Entre [20-24] ans le nombre de personnes ayant fait l'objet d'EPS augmente à 10c'est la tranche d'âge la plus représentée.

De 35 ans à plus de 54 ans le nombre d'EPS effectué est décroissant, puis entre 55 et plus de 60 ans le nombre de personnes augmente (**Tab.3**)

**Tableau 3.** Répartition de la population des patients hospitalisés selon la tranche d'âge.

Tranche D'âge	0_4	5_9	10_14	15_19	20_24	25_29	30_34	35_39	40_44	45_49	50_54	55_60	60<
Nombre de patients	7	9	5	5	10	6	5	1	2	5	2	6	7
Sujets parasités	3	1	0	0	3	2	0	0	1	0	1	2	0

###### B. Externes

Le tableau 4 permet de constater une diminution du nombre de patients Externes faisant l'objet d'EPS entre l'âge 0 et 4 ans, puis une augmentation à 12 cas pour la tranche d'âge de [5-9]ans. En effet, nous passons de 6cas pour la tranche d'âge de [10-14]à 8 cas pour la tranche d'âge de [15-19]ans.

Entre [20-24] ; ans le nombre de personnes ayant fait l’objet d’EPS augmente à 24, est la tranche d’âge la plus représentée.

De 25 ans à plus de 39 ans ; le nombre d’EPS effectué est décroissant par rapport au tranche d’âge [20-24] ans. Entre 55 et plus de 60 le nombre de personnes en baisse (**Tab.4**)

**Tableau 4.** Répartition de la population des patients externes selon tranches d’âge.

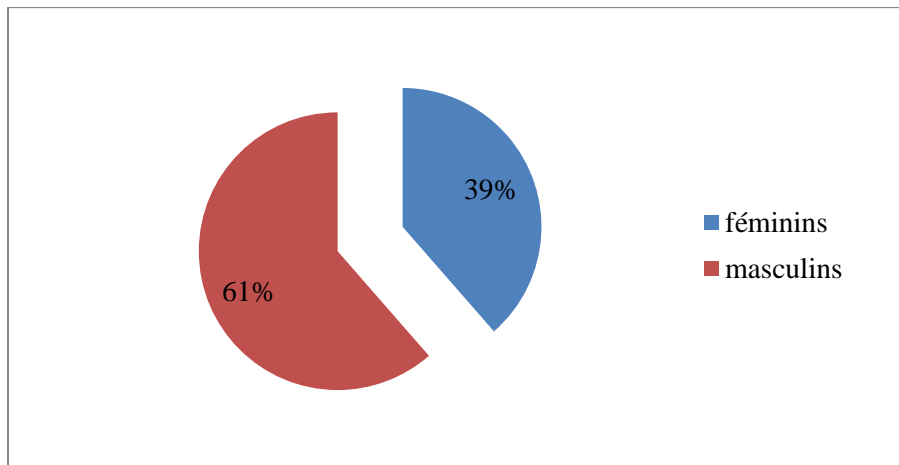
Tranche D’âge	0_4	5_9	10_14	15_19	20_24	25_29	30_34	35_39	40_44	45_49	50_54	55_60	60<
Nombre de patients	2	12	6	8	24	12	13	15	6	7	1	3	3
Sujets parasités	0	1	1	1	2	3	1	3	2	2	0	1	2

**III.1.1.1.2. Répartition de la population selon le sexe**

La répartition de fait comme suite :

**A. Hospitalisés**

Sur 70 EPS, 27 appartiennent à des sujets féminins et 43 à des sujet masculins (**Fig.41**).

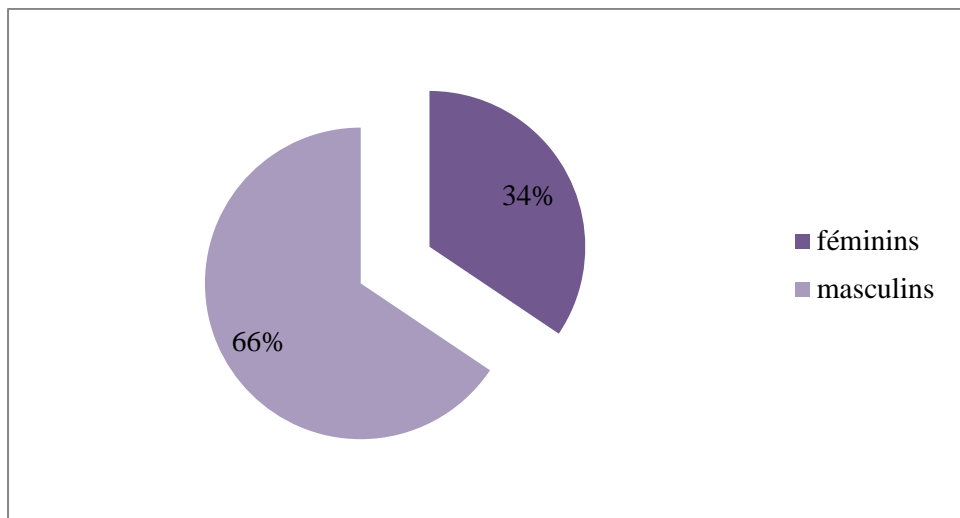


**Figure 41.** Répartition de la population hospitalisée selon le sexe

La participation du sexe masculin est plus élevée que la participation des femmes chez les patients hospitalisés .nous avons remarqué que le nombre d’hommes porteurs de parasites est élevé que chez les femmes.

## B. Externes

Sur 112 EPS, 39 selles appartiennent à des sujets féminins et 73 des sujet masculins(**Fig.42**).



**Figure 42.** Répartition de la population externe selon le sexe

Nous avons constaté que chez la population externe le nombre de femmes est inférieurs à celui des hommes.

### III.1.1.1.3. Répartition de la population hospitalisée selon les services

D'après le tableau7, Nous avons remarqué que le service médecine interne représente le pourcentage le plus élevé en examens positif (46,15%), suivi de maladie infectieuse (38,46%), pédiatrie (15,38%) par contre la néphrologie (0%) (**Tab.5**).

**Tableaux 5** .Répartition de la population hospitalisée selon les services

Service	Effectifs	Nombre des personnes parasité	Pourcentage par rapport aux examens positifs
<b>Pédiatrie</b>	17	2	15 ,38%
<b>Médecines interne</b>	26	6	46,15%
<b>Néphrologie</b>	9	0	0%
<b>Maladie infectieuse</b>	18	5	38,46%

### III .1.2. Caractéristiques cliniques :

L'interrogatoire effectué pour la recherche des différents signes cliniques, chez les populations externes et hospitalisés nous a amenés aux résultats illustrés dans (**fig.43**) et (**fig. 44**).



### III .1.2.1. Répartition des populations selon les signes cliniques

#### A. Hospitalisés

Selon (Fig.43), nous remarquons que les douleurs abdominales (60%) et les ballonnements (60%) et étaient les symptômes les plus fréquemment retrouvés chez les patients hospitalisés.

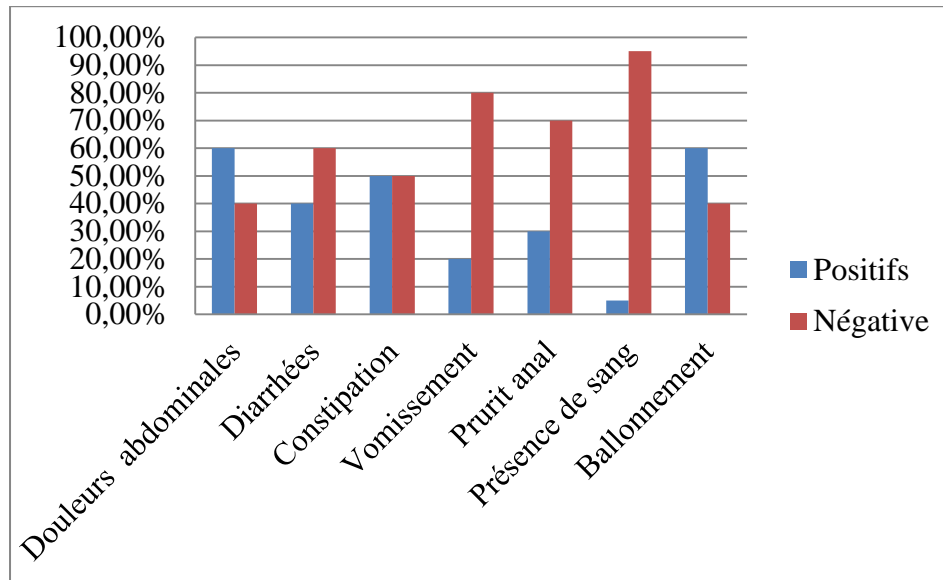


Figure 43. Répartition patients hospitalisés selon les signes cliniques

#### B. Externes

Selon (Fig.44), nous remarquons que les ballonnements (92%), les douleurs abdominales (85%) et la constipation (80%) étaient les symptômes les plus fréquemment retrouvés chez les patients externes.

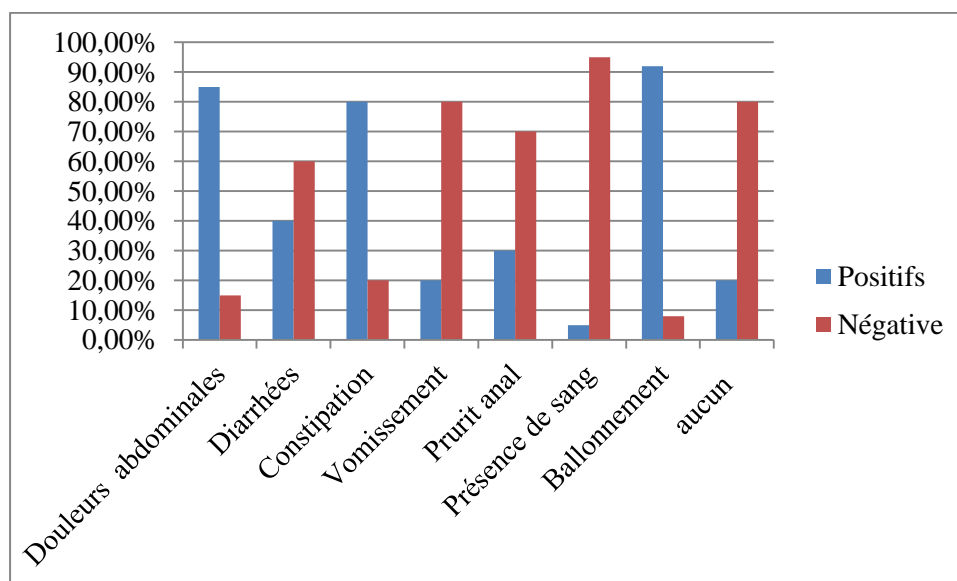
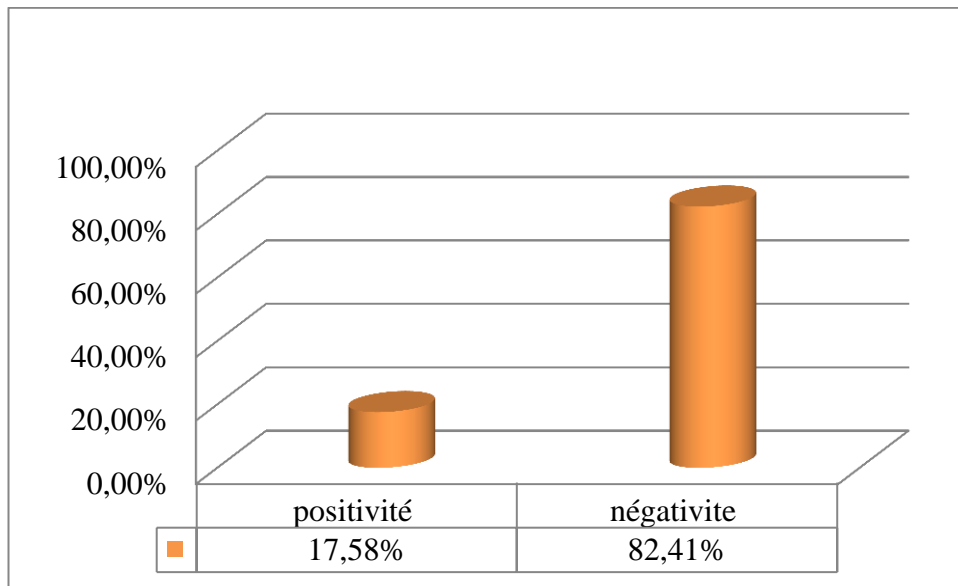


Figure 44. Répartition des patients externes selon les signes cliniques

### III .1.3. Diagnostic parasitologique

#### III.1.3.1. Prévalences globale

Sur 182 examens copro parasitologique, 32 patients se sont révélés positifs, soit un taux d'infestation de (17,58%). Ces résultats expriment la positivité des examens obtenues avec les techniques (examen direct et techniques d'enrichissement) et 150 patients se sont révélés négatifs, soit un taux de (82,4%) (**Fig.45**).

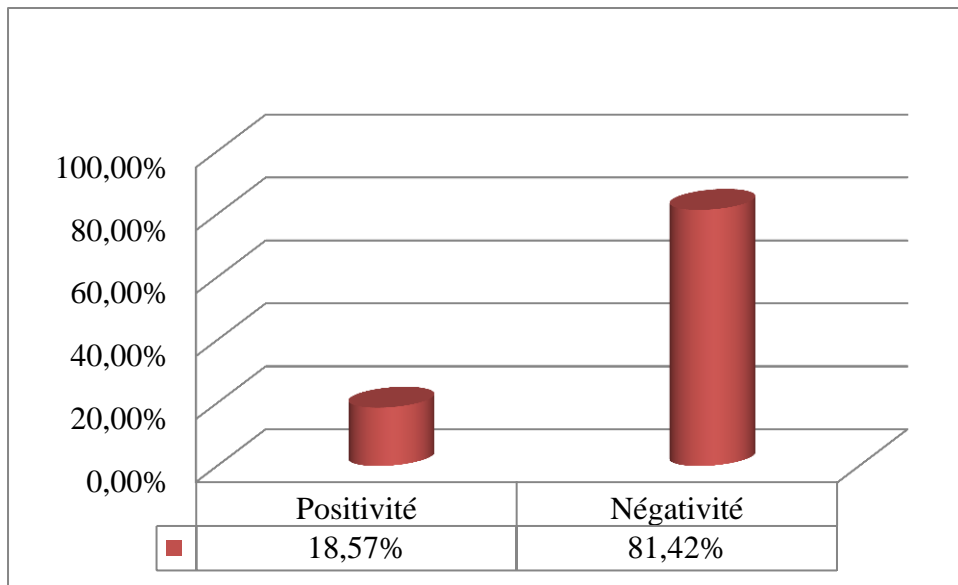


**Figure 45.** Répartition globale des résultats selon la positivité et la négativité

#### III .1.3.2. La répartition des résultats négatifs et positifs chez les patients hospitalisés et externes :

##### A. Hospitalisés

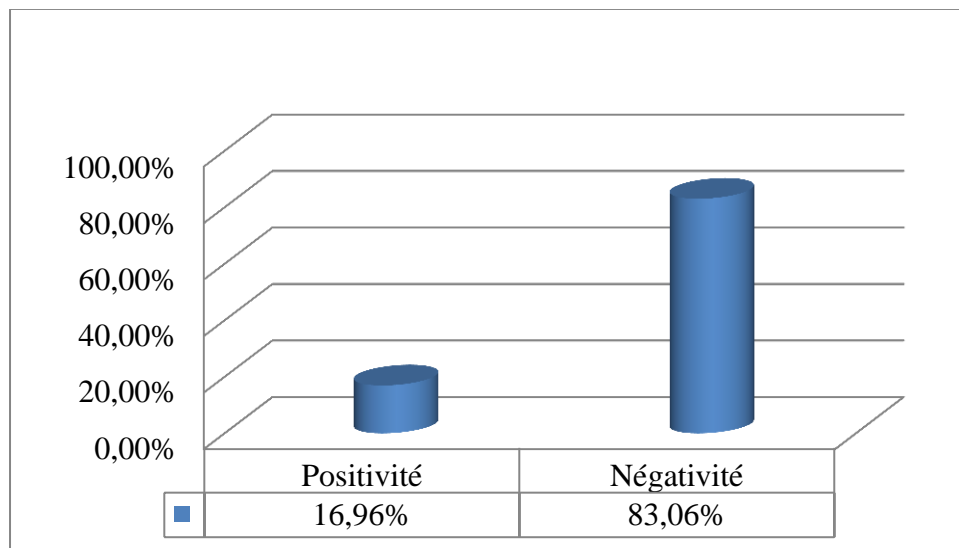
Sur 70 examens copro parasitologique, 13 patients se sont révélés positifs, soit un taux d'infestation de (18,57%). Ces résultats expriment la positivité des examens obtenues avec les techniques (examen direct et technique de Ritchie) et 57 patients se sont révélés négatifs, soit un taux de (81,42%) (**Fig.46**).



**Figure 46.** Répartition des résultats selon la positivité et la négativité (les patients hospitalisées) (%)

### B. Externes

Sur 112 examens copro parasitologique, 19 patients se sont révélés positifs, soit un taux d'infestation de (16,96%). Ces résultats expriment la positivité des examens obtenues avec les techniques (examen direct et techniques d'enrichissement) et 93 patients se sont révélés négatifs, soit un taux de (83,06%) (**Fig.47**).



**Figure 47.** Répartition des résultats selon la positivité et la négativité (les patients externes) (%)

### III .1.3.3. Prévalence globale du parasitisme selon le sexe chez les patients hospitalisés et externes

#### A. Hospitalisés

Parmi les 27 prélèvements appartenant aux sexes féminins 4 se sont révélés positifs avec une prévalence (5,71 %). Concernant le sexe masculin, sur 43 prélèvements seulement 9 ont été positifs avec une prévalence de (12,85%) (Tab.6).

De ce fait nous pouvons constater que le sexe est un facteur qui peut avoir une influence sur la répartition du parasitisme intestinal.

**Tableaux 6.** Prévalence globale du parasitisme selon le sexe chez les patients hospitalisés.

Sexe	Nombre de prélèvement	Nombre des examens positifs	Pourcentage par rapport aux examens positifs	Prévalence
Féminin	27	4	30,76 %	5,71 %
Masculin	43	9	69,23 %	12,85 %
Total	70	13	100%	18,57 %

#### B. Externes

Parmi les 39 prélèvements appartenant aux sexes féminins 8 se sont révélés positifs avec une prévalence (7,14%). Concernant le sexe masculin, sur 73 prélèvements seulement 11 ont été positifs avec une prévalence de (9,81%) (Tab.7).

**Tableau 7.** Prévalence globale du parasitisme selon le sexe chez les patients externes

Sexe	Nombre de prélèvement	Nombre des examens positifs	Pourcentage par rapport aux examens positifs	Prévalence
Féminin	39	8	42,10%	7,14%
Masculin	73	11	57,89%	9,81%
Total	112	19	100%	16,96%

### III.1.3.4. Analyse des EPS positifs

#### III.1.3.4.1. Définition des cas

- **Monoparasitisme intestinal** : un sujet est considéré comme étant monoparasité lorsque L'EPS révèle la présence d'un seul parasite intestinal ou de ses œufs.

- **Biparasitisme intestinal** : un sujet est considéré comme étant biparasité lorsque L'EPS révèle la présence de deux espèces de parasites intestinaux ou leurs œufs.
- **Polyparasitisme** : un sujet est considéré comme étant polyparasité lorsque L'EPS révèle la présence d'au moins 3 espèces parasites intestinaux ou de leurs œufs.

#### **III.1.3.4.2. Type des associations parasitaires observées chez les patients externes et hospitalisés**

Nous notons que l'association (*Blastocystis hominis* / *Entamoeba coli*) est plus retrouvée chez les patients externes.

Aucun cas n'a été signalé chez les patients hospitalisés(**Tab.8**)

**Tableau 8.**Type des associations parasitaires observées

Parasite associé	Effectif externe	Effectif hospitalisé
( <i>Blastocystis hominis</i> / <i>Entamoeba coli</i> )	4	0

#### **III .1.3.4.3. Répartition des parasites retrouvés**

##### **A. Hospitalisés**

La répartition des espèces parasitaires rencontrées dans 13 examens de selles positifs chez les patients hospitalisés est représentée dans (**Tab.9**) :

##### **❖ Les amibes**

Il apparait plus nettement que les amibes sont les parasites les plus nombreux (12,84%) avec une prédominance d'*Entamoeba coli* (9,99%) et *Endolimax nanus* (2,85%).

##### **❖ Les flagellés**

Les flagellés sont représentés par une prévalence de (4,28%), nous remarquons la présence nette de *Giardia intestinalis*, qui représente (4,28%) du total des flagelles rencontrés.

##### **❖ Blastocystea**

Les Blastocystea sont représentés par une faible prévalence (1,42%).

##### **❖ Les helminthes**

Aucun cas n'a été signalé pour les helminthes.

**Tableaux 9** .La répartition des espèces parasitaires chez les patients hospitalisés.

	Espèce	Nombre des cas positifs	Pourcentages par rapport aux cas positif	Prévalence
<b>Amibes</b>	<i>Endolimax nanus</i>	2	15,38%	2,85%
	<i>Entamoeba coli</i>	7	53 ,84%	9,99%
	<b>Total</b>	<b>9</b>	<b>69,22%</b>	<b>12,84%</b>
<b>Flagelles</b>	<i>Giardia intestinalis</i>	3	23,07%	4,28%
	<b>Total</b>	<b>3</b>	<b>23,07%</b>	<b>4,28%</b>
<b>Blastocystea</b>	<i>Blastocystis hominis</i>	1	7,69%	1,42%
	<b>Total</b>	<b>1</b>	<b>7,69%</b>	<b>1,42%</b>
	<b>Total</b>	<b>13</b>	<b>100%</b>	<b>18,57%</b>

#### **B. Externes**

Répartition des espèces parasitaires rencontrées dans 19 examens de selles positifs chez les patients externes est représentée dans le (Tab.10):

Les parasites retrouvés chez les externes sont :

##### ❖ **Les amibes**

Il apparaît plus nettement que les amibes sont les parasites les plus nombreux (8,08%) avec une prédominance d'*Entamoeba coli* (4,46%) et *Endolimax nanus* (3,57%).

##### ❖ **Les flagellés**

Les flagellés sont représentés par une prévalence de (1,78%), avec la présence nette de *Giardia intestinalis*, qui représente (1,78 %) du total des flagelles rencontrés.

##### ❖ **Blastocystea**

Les Blastocystea sont présentés par une faible prévalence (3,57%).

##### ❖ **Parasites associée**

Les parasites associés présentent un taux de prévalence (*Blastocystis hominis/Entamoeba coli*) (3,57%).

##### ❖ **Les helminthes**

Aucun cas n'a été signalé pour les helminthes.

Tableaux10. La répartition des espèces parasitaires les patients externes.

	Espèce	Nombre des cas positifs	Pourcentages par rapport aux cas positif	Prévalence
Amibes	<i>Endolimax nanus</i>	4	21,05%	3,57%
	<i>Entamoeba coli</i>	5	26,31%	4,46%
	<b>Total</b>	<b>9</b>	<b>47,36 %</b>	<b>8,08 %</b>
Flagelles	<i>Giardia intestinalis</i>	2	10,52 %	1,78%
	<b>Total</b>	<b>2</b>	<b>10,52 %</b>	<b>1,78%</b>
Blastocystea	<i>Blastocystis hominis</i>	4	21,05%	3,57%
	<b>Total</b>	<b>4</b>	<b>21,05%</b>	<b>3,57%</b>
	( <i>Blastocystis /hominis</i> , <i>Entamoeba coli</i> )	4	21,05%	3,57%
	<b>Total</b>	<b>19</b>	<b>100%</b>	<b>16,96%</b>

Dans notre travail nous avons découvert 4 espèces de parasites intestinaux chez l'homme (Fig.48), (Fig.49), (Fig.50), (Fig.51), (Fig.52).

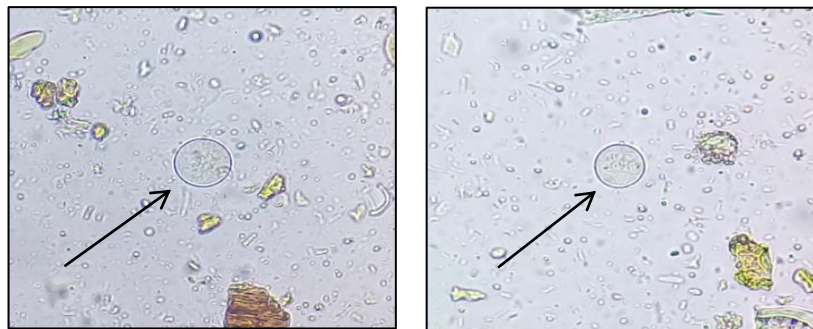


Figure 48. —→ Kyste d'Entamoeba coli (GX 40) (Photographie par Mebarki et Settouf, 2020)



Figure 49. —→ Kyste d'Entamoeba coli après coloration au Lugol (GX 40) (Photographie par Mebarki et Settouf, 2020)

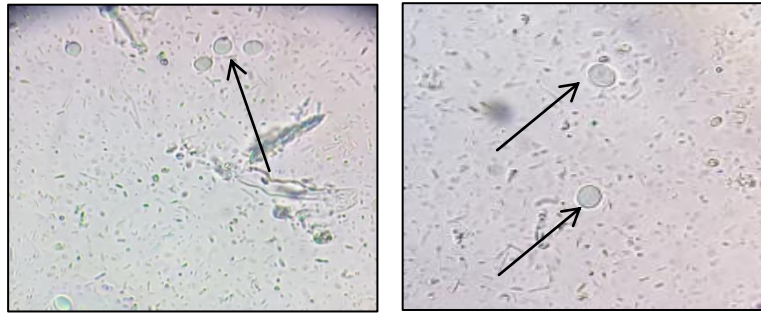


Figure 50. —→ Kyste d'*Endolimax nanus* (GX 40) (Photographie par Mebarki et Settouf, 2020)

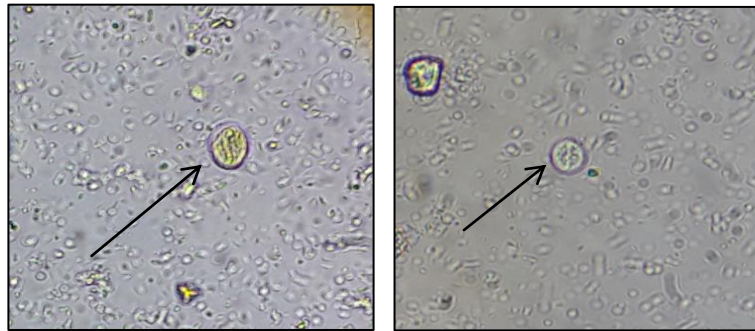


Figure 51. —→ Kyste de *Giardia intestinalis* (GX 40) (Photographie par Mebarki et Settouf, 2020)



Figure 52. —→ Kyste de *Blastocystis hominis* (G X 40) (Photographie par Mebarki et Settouf, 2020)

#### III.1.3.4.4. Fréquence globale des cas positifs selon la nature de l'EPS

Sur 182 examens copro parasitologiques 32 examens étaient positifs avec l'examen direct et 18 avec la technique de Ritchie. Aucun cas positif pour la technique Willis et kato-katz (Tab.11).

Tableaux 11. Fréquence globale des cas positifs selon la nature de l'EPS

Nature de l'examen	Nombre de cas positifs	Prévalence (%)
Examen direct à l'état frais	32	17,85%
Examen direct après concentration de Ritchie	18	10,04%



<b>La technique de Kato-Katz</b>	0	0%
<b>La technique de Willis</b>	0	0%

### **III .1.3.4.5. Fréquence globale des parasitoses selon la consistance de la selle**

Ce paramètre est déterminé lors de l'examen macroscopique des selles.

Quatre états de selles sont constatés chez les sujets soumis aux examens parasitologiques, mais la selle molle est la plus fréquemment représentée, elle caractérise (11,53%) des patients. Les selles liquides, dures et pâteuses sont à l'origine des parasitoses totales enregistrées (Tab.12).

**Tableau 12.** Fréquence des parasitoses selon la consistance de la selle

	<b>Nombre de Patient</b>	<b>Patient à selles Parasitées</b>	<b>Pourcentages par rapport aux cas positif</b>	<b>Prévalence</b>
<b>Molles</b>	110	21	65,62%	11,53%
<b>Dures</b>	26	5	15,62%	2,74%
<b>Pâteuses</b>	38	3	9,37%	1,64%
<b>Diarrhée</b>	8	3	9,37%	1,64%
<b>Total</b>	<b>182</b>	<b>32</b>	<b>100%</b>	<b>17,58%</b>

### **III .2. Discussion**

Les parasitoses Intestinales sont des infections qui touchent toutes les couches de la population mais essentiellement les populations des zones chaudes en raison des conditions climatiques favorables, de l'absence ou l'insuffisance de mesures d'hygiène et d'assainissement et enfin de la pauvreté (**Dianou et al., 2004**).

Notre étude menée au niveau du Laboratoire central de l'unité Parasitologie-Mycologie de l'hôpital de Kolea a pour objectif essentiel de déterminer le taux de prévalence des parasitoses intestinales chez les patients externes et hospitalisés durant la période de notre étude. De ce fait notre travail c'est intéressé à une population externes et hospitalisés, en évaluant la prévalence de ces maladies et en précisant les relations du parasitisme intestinale avec divers paramètres étudiés (l'âge, le sexe, les signes cliniques ...). Il s'agit d'une étude descriptive transversale.

Nous rappelons que tous les prélèvements que nous avons reçus au laboratoire d'analyse ont subi le même protocole opératoire : Un examen macroscopique, un examen direct à l'état frais, une technique de concentration, une technique de coloration au lugol et une technique spécifique si nécessaire (Willis, Kato-Katz).

Il ressort de la présente étude :

#### **1. Fréquence totale des parasitoses intestinales**

Les résultats des 182 selles examinées des patients hospitalisés et des patients externes ont révélées 32 cas sont positifs soit un taux de prévalence globale de (17,58%). Dont 19 cas chez les patients externes, soit (16,96%) et 13 cas soit (18,57%) Pour les hospitalisés. Une fréquence moyenne, comparée à d'autres études.

Selon les travaux de **Benouis et al(2013)**, menés dans la région d'Oran de décembre 2010 à novembre 2011, sur 1042 sujets, la fréquence globale, des parasitoses intestinales est égale à (19,96%).

Il est différent avec le taux retrouvé au laboratoire de parasitologie et mycologie chez les patients hospitalisés et externes (28,39%) de CHU-Mustapha d'Alger durant l'année 2000 (**Dahmane et chaouch ,2000**).

Au Burkina Faso, l'étude de **Sangaré et al(2013)**, étalée sur dix années, mentionne 4699 sujets porteurs de parasitoses intestinales soit une fréquence totale de (23,8%) cette différence est due probablement à la taille de l'échantillon.

Une autre étude réalisée par **Rifai (2017)** dans la région de Meknès au Maroc note une fréquence de (15,14%), sur une population comportant 3039 patients ce qui concorde avec nos résultats.

## **2. Effet de l'âge et du sexe des patients sur la fréquence des parasitoses**

Les tranches d'âges [25-29], [35-39] et [20-24] ans présentent le plus nombre parasités chez les patients hospitalisés et pour les patients externes.

Par contre ces résultats sont inférieurs de ceux observés par **Faye et al(1998)** dans le bassin du fleuve Sénégal où l'infestation est fréquente chez les [0-4] ans et de [5-9] ans, et Pour **Ripert et al(1996)**, les adultes dont la tranche d'âge est comprise entre [65-74] ans semblent les plus affectés et que les parasitoses intestinales connaissent une recrudescence après 50 ans.

Pour **Elqaj et al(2009)** l'âge est le meilleur facteur prédictif des parasitoses intestinales ; plus l'âge des patients diminue, plus le risque d'infestation parasitaire n'augmente.

Les parasitoses intestinales sont selon la présente étude plus fréquentes chez le sexe masculin par contre ceux de **El Guamri et al(2009)** et de **Benouis et al(2013)** qui mentionnent que les femmes sont plus sujettes que les hommes aux parasitoses intestinales. L'effet du sexe des patients sur la fréquence des parasitoses intestinales est différent d'une étude à une autre. En ce qui nous concerne le taux de parasitisme est plus élevé chez les hommes pour lesquels nous avons enregistré (61,42%) des cas hospitalisés et (65,19%) des cas externes.

## **3. Proportion Protozoaires/Helminthes**

L'identification systématique des parasites intestinaux chez les patients hospitalisés et les patients externes montre la présence d'espèces appartenant aux groupes des Protozoaires. Il ressort de cette étude que les protozoaires dominent avec (100%) de parasites décelés, avec l'absence totale des helminthes, cette baisse des helminthiases peut être expliquée par l'amélioration de l'assainissement des eaux usées et un meilleur contrôle de l'utilisation de ces eaux pour l'irrigation, et en fin une meilleure disponibilité de l'eau de boisson.

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

Ils sont par contre opposés à ceux observés en Guadeloupe par **Nicolas et al (2006)** avec une prédominance des Helminthes avec un taux de (72.3%) contre (27.7%) pour les Protozoaires.

#### **4. Détermination des espèces parasites**

Les amibes représenté par l'espèce *Entamoeba coli* (9,99%), (4,46%) et *Endolimax nanus* (2,85%), (3,57%) est les plus souvent rencontré dans notre étude. Les flagellés Viennent en seconde position, représenté par *Giardia intestinalis*(4,28%), (1,78%).Le genre *Blastocystis* représenté par l'espèce *Blastocystis hominis* (1,42%), (3,57%) est en 3ème position, et pour les (*Blastocystis hominis* /*Entamoeba coli*) (3,57%),avec l'absence total des helminthes.

L'analyse de la fréquence des espèces parasites observée lors de cette étude montre une différence comparée à celle de plusieurs autres études :

Au Maroc, **Mostafi et al (2011)** trouve une plus faible fréquence pour *Blastocystis hominis* (22,39%) et *Endolimax nanus* (1,49%), mais une fréquence plus élevée pour les espèces *Entamoeba coli* (17,91%) et *Entamoeba histolytica* (16,42%).

Au Sénégal, **Faye et al (1998)** signale *Entamoeba coli* comme l'espèce la plus fréquente avec (22,5%) des cas.

A Sfax, en Tunisie, **Cheikhrouhou et al (2009)** notent également une faible fréquence pour *Entamoeba coli* décelée chez seulement (2,2%) des patients.

#### **5. Techniques de diagnostic**

L'examen parasitologique des selles est l'examen fondamental pour la recherche des parasites intestinaux.

Après un examen macroscopique, nous avons réalisé un examen direct à l'état frais puis un examen direct après coloration au Lugol et une technique de concentration. Bien que la technique de Ritchie détruit les formes végétatives, elle est considérée comme l'une des meilleures techniques de concentration **Rifai (2017)**, puis la technique de kato-katz et de

Willis. Cette étude a révélé que la majorité des parasites sont identifiés à partir de l'examen direct à l'état frais, soit (17,58%) des parasites. La technique de Ritchie a dévoilé (10,04%) des parasites.

Les travaux de **Rifai (2017)**, attestent que la technique de Ritchie augmente le taux de positivité de l'examen direct qui passe de (15,24%) à (17,24%) ce qui souligne l'intérêt de l'associer obligatoirement à l'examen direct à l'état frais. et cela est déjà confirmé par les analystes en parasitologie.

**Babiker et al (2007)**, ont utilisé en plus de l'examen direct à l'état frais, la concentration de Ritchie et la flottation. Par contre **Siala et al(2010)** ont utilisé les méthodes de Ritchie et de Baerman.

## **6. Signes cliniques**

Dans notre étude, la symptomatologie clinique la plus souvent associée à la présence de parasites dans les selles est représentée par les douleurs abdominales, constipations et le ballonnement.

Les signes cliniques les plus fréquemment rapportés chez les porteurs des deux parasites sont : douleurs abdominales, flatulence, nausée, constipation, diarrhée **Chehoub et al(2013)**.

Par ailleurs *Blastocystis sp* est le parasite qui était le plus souvent associé à une symptomatologie digestive.

A noter qu'aucun signe clinique n'a été associé à la présence de *Giardia intestinalis* seul parasite pathogène certain.

## **7. Modalités de parasitisme**

Sur 182 selles examinées nous avons isolés 4 selles Monoparasitées soit une fréquence de (100%) présentés par l'association (*Blastocystis hominis* / *Entamoeba coli*). Ces résultats diffèrent de ceux des travaux à l'hôpital de Kenitra au Maroc d'**El Guamri et al (2009)** rapportant (89,27%) de Monoparasitisme et (10,23%) de Polyparasitisme ainsi que ceux de **Benouis et al(2013)** dans la région d'Oran où le Monoparasitisme atteint (84,6%) et le Polyparasitisme ne représente que (15,4%) des cas.

### **8. La prévalence des parasitoses intestinales l'aspect des selles**

D'après l'analyse de l'aspect des selles de notre échantillon il apparaît que des selles de tous les aspects Peuvent contenir des parasites. **Somda (1999)** est parvenu à la même conclusion à Burkina-Faso.

### Conclusion

De nombreuses espèces de parasites appartenant à des classes différentes peuvent coloniser le tube digestif de l'homme. Le pouvoir pathogène de ces parasites est aussi très variable, allant du simple portage asymptomatique à des tableaux symptomatique gravissimes, voir mortels. Le diagnostic positif de ces parasites au laboratoire de parasitologie-mycologie repose essentiellement sur la visualisation du parasite à l'examen microscopique direct et après concentration.

L'étude a été effectuée dans le laboratoire de l'unité Parasitologie-Mycologie à l'hôpital Yahia fares de Kolea. Elle a été réalisée sur 182 patients hospitalisés et externes. Les analyses coproscopiques des selles ont été réalisées par l'examen direct, la méthode de Ritchie et la coloration au Lugol, Willis et kato-katz. En effet, les résultats de cette étude ont révélé une forte prévalence de protozoaires chez les patients hospitalisés et externes :

- une prédominance des protozoaires qui représentent (18.57%) chez les patients hospitalisés, et (16.96%) pour les externes, dont l'espèce majoritaire est *Entamoeba coli*.
- Il y a une différence minime de parasitisme entre les hospitalisés et les externes
- Il y a une différence de parasitismes entre les masculins et les féminins
- Toutes les tranches d'âges sont également touchées
- Aucune espèce d'helminthes n'a été retrouvée
- La symptomatologie clinique les plus souvent associées à la présence de parasites est les douleurs abdominales et les ballonnements.

Le traitement des parasitoses intestinales doit être spécifique du parasite et montre l'intérêt de l'examen parasitologique des selles. La prévention, par l'information et l'éducation pour la santé, reste dans un tel contexte la meilleure stratégie pour lutter contre les parasitoses intestinales.

Des actions pour lutter contre ce problème s'imposent, et dans ce cadre, nous préconisons :

- Le dépistage systématique
- Le traitement des porteurs asymptomatiques

## *Conclusion*

---

- Le suivi des mesures prophylactiques afin d'éviter la réinfestation et la transmission dans la population
- une hygiène fécale correcte
- Lavage des mains
- La cuisson adéquate des aliments
- Un approvisionnement en eau potable



**Références bibliographiques**

**A**

Abrar N, Ahmed A, Baqai R, Hussain R, Jaferi W, Zaman V, Zuberis (1997). Significantly increased IgG2 subclass antibody levels to *Blastocystis hominis* in patients with irritable bowel syndrome. Am. J. Trop. Med. Hyg, 56, 301-306.

Adarmouch L, Elhoudzi J, Zougaghi L, Amine M (2008). Prévention des parasitoses intestinales de l'enfant. Espérance Médicale, Rev, 152 ,495-498.

Afriad Y (2018). Epidémiologie des parasitoses intestinales chez la population de la ville d'Agadir, doctorat en médecine, université cadi ayyad Faculté De Médecine Et De Pharmacie, Marrakech.

Amhaouch Z (2017). Les parasitoses digestives au service de parasitologie-mycologie du Chu Hassan II-Fès. Université sidi Mohammed ben Abdellah faculté de médecine et de Pharmacie Fès pour l'obtention diplôme de spécialité médecine.

ANOFEL, (2017).parasitoses et mycoses des régions tempérées et tropical. Editions, Elsevier masson.1-500.

ANOFEL, (2016). Association française des enseignants de parasitologie et mycologie

ANOFEL, (2014). Association française des enseignants de parasitologie et mycologie.

Aucott J, Ravdin J (1993). Amebiasis and «nonpathogenic» intestinal protozoa. Infect Dis Clin North Am; 7,467-85.

Aplogan A, Schneider D, Dyck J.L, Berger J (1990). - Community- Acquired Gastro intestinal Parasitic Infections in Infants under a Tropical Climate. (Paris), 37, No 10, 677-681.

**B**

Baixench M.TH, Dupouy Camet J (2003). Enterobius agent d'oxyurose Encyclmédchir. (Elsevier Masson SAS).

Belkaid M, Zenaidi N, Tabet Derraz O, Hamrioui B (2013). Cours de parasitologie. Ed, Belkaid. Alger, T 01, 43 p.

## *Références bibliographiques*

---

Benzalim M (2010). Dépistage des parasites intestinaux chez les enfants consultant à L'hôpital de jour de pédiatrie au chu Med VI à Marrakech. Thèse doctorat en médecine. Université cadi ayyad faculté de médecine et de pharmacie. Marrakech .pp146.

Benouis A, Etude épidémiologique des parasitoses intestinalis humains dans la region d'Oran. Apport de techniques complémentaires à l'examen coprologique direct pour la confirmation du diagnostic. Mémoire de Magister (en parasitologie). Faculté des Sciences d'Oran département de Biologie. Soutenu le 06 Juin 2012.

Bourée P (2004). Chapitre 138 : formes végétatives et kystes d'amibes; Aide-mémoire de parasitologie et de pathologie tropicale. p252.

Bourée P(2007). Blastocystis commensal ou pathogène. Rev de la littérature. Antibiotiques, 9, 20-24.

Bourée P (2013). Oxyuroses infantiles Consultation des Maladies Parasitaires. Institut Alfred Fournier. Paris.

Bouchaud O, Aumaître H (1999). Diagnostic et traitement des parasitoses digestives (sauf amibiase). Gastro-entérologie. Elsevier. Paris. 9-062-A-40,13 p

Bouchard O, Aumaître H (1999). Diagnostic et traitement des parasitoses digestives (sauf Amibiase). EMC-maladies infectieuses. Elsevier. Paris. 9(62) ; 40-13.

Botterel F, Dardé M-L, Debourgogne A, Delhaes L, Houzé S, Roques C(2017). Nématodoses digestives : ascaridiose, ankylostomoses, anguillulose, oxyurose, Trichocéphalose. Parasitologie et Mycologie Médicales - Guide Des Analyses et Des Pratiques Diagnostiques, 311–317.

Burton J, Bogies Phd, Thomas N , Oeltmann Ph(2013).Human Parasitology. Edition Fourth.

Buffaz C, Hodille E, Yourdy Y, Louvrier C, Marijon A(2014). Parasitologie et Mycologie médicale pratique. Ed. Buffaz. Belgique, T 01, 144 p.

Bundy D , Brooke S(2013). Hunters Tropical Médecine and Emerging Infectious Disease. Edition Ninth.

## ***Références bibliographiques***

---

Chinh N, Long N, Bach T, Huguier M (2014). Ascaridiose bibliopancréatique Annales de Chirurgie. 129(2), 83-86.

Cervone M, Giannelli A, Otranto D, Perrucci S(2016). Strongyloides stercoralis hyper infection in an immuno suppressed dog From France. Revue Vétérinaire Clinique, 51(2), 55-59.

Chen H, Ho L, Howe J , Moe KT, NG C , Siwgh M, Tan S, Yap E (1997)Experimental *Blastocystis hominis* infection in laboratory mice. Parasitol. Res., 83, 319325.

Cheikhrouhou F et al (2009).Parasitoses intestinales dans la région de Sfax Tunisie. Etude rétrospective, vol 13, N°2, p 14-18.

Chehoub S.M (2012).parasites intestinaux : diagnostique au laboratoire de parasitologie et mycologie CHU-Mustapha. Poster entretiens CHU-Mustapha Mai 2013.

Compaoré C, Kemta Lekpa F, Nebie L, Niamba P, Niakara A (2013).*Pentatrichomonas hominis* infection in rheumatoid arthritis treated with adalimumab. Rheumatology, Vol 52, PP 1534–1535.

Coudert P, Dreyfuss G (2010) .Biologie et cycles parasitaires. Actualités Pharmaceutiques .vol 49.Pages 18-22.

### **D**

David G (2019). Baker in the common marmoset in captivity and biomedical research.

Dahan himy (2006) Strasbourgs.

Desoubeaux G, Hai Duong T (2011). Parasitoses intestinales cosmopolites .Actualités Pharmaceutiques, 50(509), 24–29.

Delpy R, GuissetM, Klotz F (2005). Cestodoses adultes. EMC - Maladies Infectieuses, 2(1), 11–32.

Deluol M (2007). Reconnaître les protozoaires dans les selles. Développement et Santé, n°185, Paris.

Donald AP Bundy, Simon Brooke (2013). Hunter's tropical medicine and emerging infectious disease. Edition Ninth.

## ***Références bibliographiques***

---

Durand F, Brenier-Pinchart M, Pelloux H (2005). Parasitoses digestives : lambliaze, Tæniasis, ascaridiose, oxyurose, amibiase, hydatidose (100). Corpus médical – faculté de médecine de Grenoble.

CDC DPDx- Parasitology Diagnostic Web Site (<http://www.dpd.cdc.gov>); consulté en Janvier 2015.

Dupouy-Camet J(2000) .Classification et mode de transmission des parasites. EMC-Maladie infectieuse, 8-000-D-10.

### **E**

Edouard B, Bohand X, Maslin J (2005). Médicaments des infections à protozoaires (paludisme exclu). Elsevier.Maladies infectieuses Paris 8-006-G-15,8 p.

El Guemri Y et al (1996). Bilon de dix ans sur la parasitose intestinale au centre hospitalier de Kenitra Maroc.

El Kettani S, Azzouzi EM, Maata A (2008). Prévalence de *Giardia intestinalis* chez une population rurale utilisant les eaux usées à des fins agricoles à Settat, Mediterranean Health Journal.Maroc.14:1435-1444.

Elqaj M, Belghyti D, Ahami A, Loutfi H, Elkharrim K, Taboz Y (2009).Prévalence des parasitoses intestinales chez les écoliers en milieu rural à Kenitra (Moroc), World Journal of BiologicalResearch, 0021 :1, pp1-6.

### **F**

Favennec L (2012). Épidémiologie et diagnostic de la giardiose humaine: quoi de neuf Dossier Scientifique Diagnostic and epidemiology of human giardiasis. Revue Francophone des Laboratoires. Pages 35-38.

Faye O, Dir O, Gaye O, Dieg Y, Dieg T, Bah IB et al (1998). Les parasitose intestinales en milieu rural Méd Afrique Noire 45(8/9), 291-495 pp.

### **G**

Genser L, Poitou C, Brot-Laroche E, Rousset M, Vaillant J. C, Clément K, Leturque A(2016). L'altération de la perméabilité intestinale. médecine/sciences, 32, 461-9.

## ***Références bibliographiques***

---

Gentilini M, Duflo F, Lagardère B., Danis M, Richard-Lenoble D(1977) .Médecine Tropicale. 2<sup>ème</sup> édition, Flammarion Médecine-Science, 97,100-112, 153 et 156.4.

Guillaume, V. (2007). Parasitologie fiches pratiques (Auto-évaluation et Manipulations), Editions De boeck et Laciers. Paris.

Genetet N, Béraud J, Angelier E (2003). Parasitologie et mycologie médicales. Ed, Moulinier .France, 402 p.

### **K**

Keiser P, Thomas B, Nutman (2004). Strongyloides stercoralis in the Immunocompromised Population Clin Microbial, Rev; 17(1): 208–217.

Klotz F. M'Baye P. S, Wade B (2004). Ascariidose. EMC - Pédiatrie, 1(2), 186–197.

### **L**

Lacoste R. (2009). Les Parasites Intestinaux Chez Le Macaque Crabier (Macac Fasciculaires) étude expérimentale et recommandations pour le diagnostic et la gestion des Rhizoflagellés et des ciliés. Thèse en doctorat vétérinaire. Ecole Nationale Vétérinaire D'Alfort.

Lehman L, Nono L, Bilon G C. Diagnostic des parasitoses intestinales à l'aide de la microscopie à fluorescence. Médecine d'Afrique Noire.

Lorgeril M (2011).Infection à *Blastocystis hominis*: épidémiologie, physiopathologie

### **M**

Magne D, Chochillon C, Savel J, Gobert J. G (1996). Giardia intestinalis et giardiose. Journal de Pédiatrie et de Puériculture, 9(2), 74–83.

Marchand B (2014). Biologie et diversité des protistes et métazoaires parasites. In Parasites et biodiversité (coordonné par B. Pintureau and A. Cornet and F. Feugeas and Triboulet). Marchand, Paris. Pp 146 – 193.

Marrazzo G, Sobel G (2010). Atlas of sexually transmitted disease and aids. Edition Fourth.

Mitani S (2017).épidémiologie de la Giardiose au CHU Mohamed VI de Marrakech Expérience du service de parasitologie de l'hôpital militaire avienne. Thèse doctorat en médecine. Université cadi ayyad faculté de médecine et pharmacie. Marrakech. PP 133.

## ***Références bibliographiques***

---

Moulinier C (2002). Parasitologie et mycologie médicales(Éléments de morphologie et de biologie). Edition eminter.

Mostafi J, Belghyti D, El KostaliM, FatimiN, Oulkheir S, Taboz. Y, ArouyaK (2011) .Prévalence des parasitoses intestinales chez les enfants adressés pour coprologie parasitaire à l'hôpital Moulay Abdellah de Salé (Maroc), World Journal of BiologicalResearch, 004 :1, pp. 1-5.

Murrell T, Dorny P, Flisser A , Geerts S , Kyvsgaard N C , Manus D P , Nash Z T E .Pawlowski S (2005), WHO/FAO/OIE Guidelines for the surveillance, prevention and control of taeniosis/cysticercosis, Paris.

### **N**

Nanfah woda P(2008) .étude du poly parasitisme intestinal a l` inrsp dans le district de Bamako – mali. Thèse en pharmacie. Université de Bamako faculté de médecine, de pharmacie et d`odonto- stomatologie, mali, pp173.

Nabarro L, Morri-jones S, David A. J , Moore.Peter Atlas of Tropical Medicine and Parasitology. Edition seventh.

Ndiaye A R, Diallo I, Klotz F (2014). Ascariodiose.Jornal de Pédiatrie et de Puériculture.27(5) ,243-254.

Nicolas X, Chevalier B, Simon F, Klotz.F (2001). Traitement des parasitoses intestinales (amibiase et mycose excluses), Encycl. Méd. Chir. (Elsevier, Paris), 9-062-A-60, pp. 1-13.

Nicolas X, Chevalier B, Simon F et Klotz F (2002). Traitement des parasitoses intestinales (amibiase et mycoses exclues). Encycl. Méd. Chir. Elsevier, Paris, Gastro-entérologie, 9-062-A-60, Maladies infectieuses, 8-518-A-15,14 p.

Nicolas X, Chevalier B, Klotz b. F (2005) .Anguillule et anguillulose Strongyloides and strongyloidiasis. EMC-Maladies Infectieuses 2 42–58.

Nicolas M, Perez JM et Carme B (2006). Diagnostic des parasitoses intestinales au CHU de Guadeloupe.

Nilanthi R de Silva, Edward S. Cooper (2011). Trichuriasis. Tropical infectious diseases principles pathogens and practice. Edition third.

**S**

Silva R N, Cooper E S (2011). Trichuriasis. Tropical infectious diseases principles, pathogens and practice. Edition third.

**O**

(OMS) Organization World Health. Les progrès de la mise au point et de l'utilisation des antiviraux et de l'interféron: rapport d'un Groupe scientifique de [réuni à Genève du 10 au 13 mars 1987]. 1987.

**P**

Ponce-Gordo F, Jirků-Pomajbíková K, Rose J.B, Jiménez-Cisneros B (2017). *Balantidium coli*. Global water pathogens project, Part 3 Protists. Michigan state university, lansing.

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 190-20

Petithory J-C, galeazzi G. (2006). Paris.

Pothier p, Agnello D (2017). Laboratoire de Virologie, Faculté de Médecine Dijon, Université de Bourgognes.

Poirier P (2014). Blastocystis intestinal parasite: epidemiology and clinical relevance.

Pothier P, Davide A. Laboratoire de Virologie, Faculté de Médecine Dijon, Université de Bourgogne.

Pfaff A(2012). Cours de Parasitologie DCEM1, Travaux Dirigés, Institut de parasitologie et Pathologie Tropicale

Poirier P, Dupouy-Camet J(2015). Classification et mode de transmission des parasites. EMC<sup>®</sup> Maladies infectieuses.12(3); 12-1.

**Q**

Qiao J Y, Wei Z C, Yao F R , Zhang X , Zhou X J (2007). Morphology and reproductive mode of *Blastocystis hominis* in diarrhea and in vitro. Parasitol. Res 101, 43-51.

**R**

Rifai F (2017). Prévalence Du Portage Parasitaire Intestinal Asymptomatique : Mise En Evidence Chez Les Professionnels De L'alimentation De La Région De Meknès, Doctorat En Médecine, Université Sidi Mohammed Ben Abdellah Faculté De Médecine Et De Pharmacie Fès.

Richard D, Pearson MD (2018). Infection par *Taenia saginata* (Tania du bœuf) University of Virginia School of Medicine Schechter, Med off, Eisenstein,(1999). Microbiologie et pathologies infectieuses LUÇON, ISBN: 2-8041-1592-5. 973 p.

Richard D, Pearson MD (2007). Strongyloïdose .University of Virginia School of Medicine Ripert C (1996) .Epidémiologie Des Maladie Parasitaires Opportunistes (T1) Edition Médicales Internationales 248-280p.

**S**

Singh M, Tan SW, Yap EH (2002). Recent advances in *Blastocystis hominis* research: hot spots in terra in cognit. Int J Parasitol. 32, 789-804.

Silberman J, Sogin M, Leipe D, Clark C (1996). Human parasite finds taxonomic home. Nature 380:398.doi:10.1038/3803980.

Schaechter M (1999). Microbiologie et Pathologie Infectieuse. Luçon, ISB : 2-8041-1592-5. 973 p.

Société canadienne de recherche intestinale, Maladie inflammatoire de l'intestin (MII), [www.mauxdeventre.org](http://www.mauxdeventre.org) [Consulté le 19 juillet 2017].

Somda J (1999). LES parasitoses intestinales chez l'adulte dans le département de DISSIN (Burkina-Faso) .Thèse de médecine n°579 UFRISDS Ouagadougou.

Suresh K.G., Tan T.C (2006). Predominance of amoeboid Forms of *Blastocystis hominis* In Isolates from Symptomatic Patients. Parasitol. Res, 98, 189-193

**T**

Tan K (2004). Blastocystis in humans and animals: new insights using modern methodologies. Vet. Parasitol. 2004, 125, 121-144.



## ***Références bibliographiques***

---

Thompson R (2015). Neglected zoonotic helminths *Hymenolepis nana*, *Echinococcus Canadensis* and *Ancylostoma ceylanicum*. *Clinical Microbiology and Infection*, 21(5), 426–432.

Trabelsi S, Ben Hadj à I (2010). Samira Khaled La Tunisie Médicale; Caractéristiques épidémiologique et cliniques de *Blastocystis hominis* Vol 88 (n°03) : 190 – 192.

### **V**

Verweij J, Schinkel J, Laeijendecker D, Van Rooyen M A, VanLieshout L. Polder man A M (2003). Real-time pcr for the detection of *Giardia lamblia*. *Mol Cell Probes*, 17, 223-5.

### **W**

Wery M, Paskoff S (1995). Protozoologie médicale. Ed. Gentilini, Francophones, 77 p.

### **Z**

Zongo I (2003). Parasitoses Intestinales En Milieu Scolaire Dans La Ville De Bobo-Dioulasso (Burkina Faso) H Aspects Cliniques et Epidémiologiques, Thèse de docteur en médecine, université de Ouagadougou unité de formation et de recherche en scinques de lassante (UFR1.sds) sectlon médecin, Burkina Faso, 118

## Annexe I. Fiche de renseignement

Hôpital central de kolea Dr Yahia Fares

Laboratoire de parasitologie –mycologie

Examen parasitologique d'un prélèvement de selles

Fiche de renseignement

nom :..... prénom : ..... numéro :.....

Age :..... Sexe : .....

Date et heure de prélèvement :.....

Externe : ..... Hospitalisé :..... service :.....

Douleurs abdominales : oui :..... non :.....

Diarrhées : oui :..... non :.....

Date de début de diarrhées :.....

Nombre de selles par jour : .....

Présence de sang : oui :..... non :.....

Présence de glaires : oui :..... non :.....

Constipation : oui :..... non :.....

Vomissement : oui :..... non :.....

Ballonnement abdominal : oui :..... non :.....

Amaigrissement : oui :..... non :.....

Prurit anal : oui :..... non :.....

Traitement en cours :.....

Résultats macroscopique :.....

Microscopique : Etat frais .....

Ritchie: .....

Kato / Willis:.....

Autre colorations :.....

Figure 53. Fiche de renseignement