

الجمهورية الجزائرية الديمقراطية الشعبية  
République Algérienne Démocratique et Populaire

MINISTRE DE L'ENSEIGNEMENT SUPERIEUR  
ET DE LA RECHERCHE SCIENTIFIQUE

UNIVERSITE ABOU BEKR BELKAÏD  
FACULTE DE MEDECINE  
DR. B. BENZERDJEB - TLEMCEM



وزارة التعليم العالي  
والبحث العلمي

جامعة أبو بكر بلقايد  
كلية الطب

د. ب. بن زرجب - تلمسان

DEPARTEMENT DE PHARMACIE

MEMOIRE DE FIN D'ETUDE POUR  
L'OBTENTION DU DIPLOME DE DOCTEUR EN PHARMACIE

THÈME :

*Etude de la prévalence des protozooses intestinales  
diagnostiquées au sein du laboratoire de parasitologie-mycologie  
du CHU de Tlemcen*

Présenté par :

M<sup>lle</sup> KASMI Hadjer  
M<sup>lle</sup> SAIDOUNI Asma

Soutenu le 02 juin 2016

Le Jury

Président :

Dr. N. CHAABINI Maitre de conférences en épidémiologie.

Membres :

Dr. S. BENMEDAH Maitre assistante en parasitologie-mycologie médicales.  
Dr. I. SEBBAGH Maitre assistante en parasitologie-mycologie médicales.  
Dr. S. GUENDOZ Maitre assistante en pharmacie galénique.

Encadreur

Dr. D. BENYAHIA Maitre assistante en parasitologie-mycologie médicales.

Co-encadreur:

Dr. S. CHAIF Assistante en parasitologie-mycologie médicales.

# REMERCIEMENT

*On dit souvent que le trajet est aussi important que la destination. Notre cursus nous a permis de bien comprendre la signification de cette phrase toute simple. Ce parcours, en effet, ne s'est pas réalisé sans défis et sans soulever de nombreuses questions pour lesquelles les réponses ont nécessité de longues heures de travail.*

**A notre encadreur de mémoire, Docteur D. BENYAHIA :**  
**Maitre assistante en parasitologie-mycologie médicales, CHU de TLEMCEN.**

*Votre disponibilité constante, votre rigueur scientifique, votre amour du travail bien fait, ajoutés à vos innombrables qualités humaines, en particulier votre simplicité, votre gentillesse et votre humilité nous ont séduit tout au long de ce travail. Permettez nous après ce modeste témoignage, de vous exprimer, nos sincères remerciements et notre profonde gratitude.*

**A notre Co-encadreur de mémoire, Docteur S. CHAIF :**  
**Assistante en parasitologie-mycologie médicales, CHU de TLEMCEN.**

*Nous vous remercions pour votre aide et votre disponibilité.*

**A notre présidente de jury, Professeur S. BENCHOUK :**  
**Maitre de conférences en maladies infectieuses, CHU de TLEMCEN.**

*Vous nous faites un grand plaisir en acceptant de présider notre jury de mémoire, malgré vos multiples tâches. Nous vous témoignons notre reconnaissance, notre gratitude et notre respect.*

**Aux docteurs S. GUENDOUZ, I. SEBBAGH et S. BENMEDAH :**  
**Maitres assistantes, CHU de TLEMCEN.**

*Vous avez spontanément et avec beaucoup de courtoisie accepté de siéger Parmi nos juges. Nous vous prions, d'accepter nos vifs remerciements et notre profonde gratitude.*

**Aux résidents F. BENBACHIR, M. BENMANSOUR et Dr. Z. EL AHMAR :**

*Pour votre aide, vos réponses et l'intérêt que vous avez porté à cette étude. Sincères remerciements.*

**Au personnel du service de microbiologie du CHU de TLEMCEN :**

*Pour toute l'aide qu'ils nous ont apporté lors de la réalisation de ce travail. Sincère gratitude.*

**A toute personne qui de près ou de loin a contribué à la réalisation de ce travail.**

## *DEDICACE*

**J'ai l'immense plaisir de dédier ce travail :**

**A mes très chers parents ;**

*C'est avec joie et fierté que je dédie ce travail, à deux personnes :  
Pour leur amour, leur affection, et la meilleure éducation qu'ils m'ont donné ; pour leur  
encouragement et leur aide qui m'a permis d'aboutir à ce que je suis maintenant.  
Ces personnes sont : mon très cher papa et ma très chère maman, à qui je souhaite une très  
bonne santé et une longue vie.*

**A mes chers frères Aihem et Zaki ;**

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

**A mon adorable binôme Asma ;**

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

*Puisse Dieu, vous procure santé, bonheur et longue vie.*

**A mes très chères cousines Meriem, Imane et l'adorable Inès ;**

*Je vous souhaite une vie pleine de joie, de bonheur et de réussite.*

**A mes chères amies ;**

*MEZIANE Meriem, KRID Meryem, BEDDOU Meriem, KADDOURI Hadjer, BENTRAR  
Keltoum.*

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

**KASMI HADJER**

**Je dédie ce mémoire**

**A ma très chère mère ;**

*Oh Mère, Femme de cœur, vous n'êtes que générosité, douceur, amour, gaieté et patience. Pardon... Je vous demande pardon pour chaque larme versée et chaque inquiétude ressentie. Que DIEU le Tout Miséricordieux vous protège et vous apporte santé, bonheur, prospérité et longévité. Je t'aime énormément...*

**A mon grand-père et ma chère grand-mère maternelle ;**

*Que ce modeste travail, soit l'expression des vœux que vous n'avez cessé de formuler dans vos prières. Que Dieu vous préserve santé et longue vie.*

**A ma très chère amie HADJER ;**

*Chère amie, les mots ne suffisent guère pour exprimer l'attachement, l'amour et l'affection que je porte pour toi.  
Je te souhaite un avenir plein de joie, de bonheur, de réussite et de sérénité.*

**À Mes chers cousins et cousines ;**

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

**A tous les membres de ma famille ;**

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

**A mes chères amies ;**

*KRID Meriem, KADDOURI Hadjer, MEZIENE Meryem, BEDDOU Meriem et BENTRAR Keltroum.*

**A mes chers collègues ;**

*Tous les étudiants de la pharmacie et surtout ma promotion 2015/2016.  
Je ne peux pas trouver les mots justes et sincères pour vous exprimer mon affection et mes pensées, vous êtes pour moi des frères, des sœurs et des amis sur qui je peux compter.*

**SAIDOUNI ASMA**

# TABLES DES MATIERES

---

Liste Des Figures .....	
Liste Des Tableaux .....	
Liste Des Abréviations .....	
Introduction Générale.....	
<b>PARTIE THEORIQUE .....</b>	
1. Définition .....	3
2. Epidémiologie .....	3
2.1 Classification des protozoaires intestinaux .....	3
2.1.1 Classification des amibes.....	3
2.1.2 Classification des flagellés .....	4
2.1.3 Classification des ciliés .....	4
2.1.4 Classification des coccidies .....	4
2.1.5 Classification des microsporidies .....	5
2.1.6 Classification de <i>Blastocystis sp</i> .....	5
2.2 Morphologie.....	6
2.2.1 Morphologie des amibes .....	6
2.2.2 Morphologie des flagellés .....	7
2.2.3 Morphologie des ciliés .....	8
2.2.4 Morphologie des coccidies.....	8
2.2.5 Morphologie des microsporidies .....	9
2.2.6 Morphologie de <i>Blastocystis sp</i> .....	9
2.3 Cycle évolutif.....	13
2.3.1 Cycle évolutif d' <i>Entamoeba histolytica</i> .....	13
2.3.2 Cycle évolutif de <i>Giardia intestinalis</i> .....	13
2.3.3 Cycle évolutif de <i>Balantidium coli</i> .....	13
2.3.4 Cycle évolutif des coccidies .....	14
2.3.4.1 Cycle évolutif de <i>Cryptosporidium sp</i> .....	14
2.3.4.2 Cycle évolutif de <i>Cyclospora cayetanensis</i> .....	14
2.3.4.3 Cycle évolutif d' <i>Isospora belli</i> .....	15
2.3.4.4 Cycle évolutif de <i>Sarcocystis bovihominis ou suihominis</i> .....	15
2.3.5 Cycle évolutif des microsporidies .....	15
2.3.6 Cycle évolutif de <i>Blastocystis sp</i> .....	15
2.4 Mode de contamination.....	21

---

# TABLES DES MATIERES

---

2.5	Les facteurs favorisants.....	21
2.5.1	Facteurs climatiques.....	21
2.5.2	Facteurs socio-économiques .....	21
2.5.3	Facteurs professionnels .....	21
2.5.4	Facteurs comportementaux et réceptivité de l'hôte.....	21
2.5.5	Facteurs liés aux parasites .....	22
2.6	Répartition géographique.....	22
3.	Physiopathologie .....	22
3.1	Action spoliatrice .....	22
3.2	Action toxique.....	23
3.3	Action traumatique et infectieuse .....	23
3.4	Immunité spécifique.....	23
4.	Tableaux cliniques et complications .....	23
5.	Diagnostic.....	24
5.1	Diagnostic d'orientation .....	24
5.2	Diagnostic parasitologique.....	25
5.2.1	Les renseignements qui orientent la conduite de l'examen.....	25
5.2.2	Préparation des malades .....	25
5.2.3	Conditions du prélèvement.....	25
5.2.4	Examen parasitologique des selles proprement dit.....	26
5.2.4.1	Examen macroscopique .....	26
5.2.4.2	Examen microscopique .....	26
5.3	Autres techniques directes .....	33
5.3.1	Recherche des copro-antigènes .....	33
5.3.2	Diagnostic moléculaire .....	33
5.4	Culture des protozoaires .....	34
5.4.1	Intérêt.....	34
5.4.2	Les milieux utilisés.....	34
6.	Traitement .....	34
6.1	Les antiparasitaires utilisés .....	34
6.2	Indications.....	36
7.	Prophylaxie.....	37

---

# TABLES DES MATIERES

---

<b>PARTIE PRATIQUE.....</b>	<b>38</b>
1. Objectif du travail.....	39
2. Matériel et méthodes .....	39
2.1 Lieu et période d'étude .....	39
2.2 Population d'étude .....	39
2.3 La collecte des données.....	39
2.3.1 Variables de l'étude .....	39
2.3.2 Définition des cas .....	39
2.3.2.1 Parasitisme intestinal .....	39
2.3.2.2 Polyparasitisme intestinal .....	40
2.3.3 Analyse statistique des données .....	40
3. Protocole d'étude.....	40
3.1 Recueil des échantillons.....	40
3.2 Diagnostic parasitologique.....	41
3.2.1 Matériel et réactifs du laboratoire.....	41
3.2.1.1 Matériel .....	41
3.2.1.2 Réactifs utilisés .....	41
3.2.2 Examen parasitologique des selles .....	43
3.2.2.1 Examen macroscopique .....	43
3.2.2.2 Examen microscopique .....	44
3.2.3 Les différentes formes parasitaires retrouvées .....	52
4. Résultats et interprétations .....	57
5. Discussion .....	73
<b>Conclusion générale .....</b>	<b>77</b>
<b>Annexes .....</b>	<b>.....</b>
<b>Bibliographie.....</b>	<b>.....</b>

---

## LISTE DES FIGURES

---

<b>Figure 1</b> : Forme végétative d' <i>Entamoeba histolytica</i> type <i>histolytica</i> .....	10
<b>Figure 2</b> : Forme végétative d' <i>Entamoeba histolytica</i> type <i>minuta</i> .....	10
<b>Figure 3</b> : Forme végétative d' <i>Entamoeba hartmanni</i> .....	10
<b>Figure 4</b> : Forme végétative d' <i>Entamoeba coli</i> .....	10
<b>Figure 5</b> : Forme végétative d' <i>Entamoeba polecki</i> .....	10
<b>Figure 6</b> : Forme végétative d' <i>Endolimax nanus</i> .....	10
<b>Figure 7</b> : Forme végétative de <i>Pseudolimax butschlii</i> .....	10
<b>Figure 8</b> : Kyste d' <i>Entamoeba histolytica/dispar</i> .....	10
<b>Figure 9</b> : Kyste d' <i>Entamoeba hartmanni</i> .....	10
<b>Figure 10</b> : Kyste d' <i>Entamoeba coli</i> .....	10
<b>Figure 11</b> : Kyste d' <i>Entamoeba polecki</i> .....	10
<b>Figure 12</b> : Kyste d' <i>Endolimax nanus</i> .....	10
<b>Figure 13</b> : Kyste de <i>Pseudolimax butschlii</i> .....	11
<b>Figure 14</b> : Forme végétative de <i>Giardia intestinalis</i> .....	11
<b>Figure 15</b> : Forme végétative de <i>Dientamoeba fragilis</i> .....	11
<b>Figure 16</b> : Forme végétative de <i>Chilomastix mesnili</i> .....	11
<b>Figure 17</b> : Forme végétative d' <i>Enteromonas hominis</i> .....	11
<b>Figure 18</b> : Forme végétative d' <i>Embadomonas intestinalis</i> .....	11
<b>Figure 19</b> : Forme végétative de <i>Trichomonas intestinalis</i> .....	11
<b>Figure 20</b> : Kyste de <i>Giardia intestinalis</i> .....	11
<b>Figure 21</b> : Kyste de <i>Chilomastix mesnili</i> .....	11
<b>Figure 22</b> : Kyste d' <i>Enteromonas hominis</i> .....	11
<b>Figure 23</b> : Kyste d' <i>Embadomonas intestinalis</i> .....	11
<b>Figure 24</b> : Forme végétative de <i>Balantidium coli</i> .....	11
<b>Figure 25</b> : Kyste de <i>Balantidium coli</i> .....	12
<b>Figure 26</b> : Kyste de <i>Blastocystis sp</i> .....	12
<b>Figure 27</b> : Oocyste de <i>Cryptosporidium sp</i> .....	12
<b>Figure 28</b> : Oocyste de <i>Cyclospora cayetanensis</i> .....	12
<b>Figure 29</b> : Oocyste d' <i>Isospora belli</i> .....	12
<b>Figure 30</b> : Oocyste de <i>Sarcocystis bovihominis</i> ou <i>suihominis</i> .....	12
<b>Figure 31</b> : Spores de microsporidies .....	12
<b>Figure 32</b> : Cycle évolutif d' <i>Entamoeba histolytica</i> .....	16
<b>Figure 33</b> : Cycle évolutif de <i>Giardia intestinalis</i> .....	16

---



## LISTE DES FIGURES

---

<b>Figure 34</b> : Cycle évolutif de <i>Balantidium coli</i> .....	17
<b>Figure 35</b> : Cycle évolutif de <i>Cryptosporidium sp</i> .....	17
<b>Figure 36</b> : Cycle évolutif de <i>Cyclospora cayetanensis</i> .....	18
<b>Figure 37</b> : Cycle évolutif d' <i>Isospora belli</i> .....	18
<b>Figure 38</b> : Cycle évolutif de <i>Sarcocystis bovihominis ou suihominis</i> .....	19
<b>Figure 39</b> : Cycle évolutif des microsporidies .....	19
<b>Figure 40</b> : Cycle évolutif de <i>Blastocystis sp</i> .....	20
<b>Figure 41</b> : Prélèvement des selles .....	40
<b>Figure 42</b> : Le matériel du laboratoire utilisé.....	42
<b>Figure 43</b> : Les réactifs utilisés .....	42
<b>Figure 44</b> : Lecture des lames en zig zag .....	44
<b>Figure 45</b> : Les étapes de l'examen parasitologique des selles à l'état frais.....	48
<b>Figure 46</b> : Le protocole opératoire de la coloration au lugol.....	49
<b>Figure 47</b> : Le protocole opératoire de la technique de Ritchie .....	50
<b>Figure 48</b> : Résultat de la technique de Ritchie.....	51
<b>Figure 49</b> : Kyste d' <i>Entamoeba histolytica</i> . Coloration au lugol, grossissement x100 .....	52
<b>Figure 50</b> : Kyste d' <i>Entamoeba coli</i> à l'état frais, grossissement x100.....	52
<b>Figure 51</b> : Kyste d' <i>Entamoeba coli</i> . Coloration au lugol, grossissement x40.....	52
<b>Figure 52</b> : Kyste d' <i>Endolimax nanus</i> . Coloration au lugol, grossissement x100 .....	53
<b>Figure 53</b> : Kyste de <i>Pseudolimax butschlii</i> à l'état frais, grossissement x40 .....	53
<b>Figure 54</b> : Kyste de <i>Pseudolimax butschlii</i> . Coloration au lugol, grossissement x40 .....	53
<b>Figure 55</b> : Forme végétative de <i>Giardia intestinalis</i> . Coloration au lugol, G x40 .....	53
<b>Figure 56</b> : Forme végétative de <i>Giardia intestinalis</i> . Coloration au MIF, G x40 .....	54
<b>Figure 57</b> : Kyste de <i>Giardia intestinalis</i> . Coloration au lugol, grossissement x40 .....	54
<b>Figure 58</b> : Kyste de <i>Giardia intestinalis</i> à l'état frais, grossissement x40 .....	54
<b>Figure 59</b> : Kyste de <i>Chilomastix mesnili</i> . Coloration au lugol, grossissement x40.....	54
<b>Figure 60</b> : Kyste de <i>Chilomastix mesnili</i> à l'état frais, grossissement x40.....	55
<b>Figure 61</b> : Kyste de <i>Blastocystis hominis</i> . Coloration au lugol, grossissement x40.....	55
<b>Figure 62</b> : Répartition de la population étudiée selon les tranches d'âge.....	57
<b>Figure 63</b> : Répartition de la population étudiée selon le sexe .....	58
<b>Figure 64</b> : Répartition de la population étudiée selon le type de consultation .....	58
<b>Figure 65</b> : Prévalence des protozooses intestinales chez la population étudiée .....	59
<b>Figure 66</b> : Répartition des cas positifs par tranches d'âge.....	59

---

## LISTE DES FIGURES

---

<b>Figure 67</b> : Répartition des cas positifs selon le sexe.....	60
<b>Figure 68</b> : Répartition des cas positifs selon l'origine géographique .....	61
<b>Figure 69</b> : Répartition des cas positifs selon le type de consultation .....	61
<b>Figure 70</b> : Répartition des cas positifs selon l'état immunitaire.....	62
<b>Figure 71</b> : Répartition des cas positifs selon le nombre de prélèvements effectués .....	62
<b>Figure 72</b> : Répartition des cas positifs selon les signes cliniques.....	63
<b>Figure 73</b> : Prévalence du mono et du polyparasitisme .....	64
<b>Figure 74</b> : Répartition des espèces parasitaires isolées par l'EPS .....	64
<b>Figure 75</b> : Répartition des parasites isolés par l'EPS selon la pathogénie .....	65
<b>Figure 76</b> : Prévalence des protozooses intestinales selon les résultats de l'examen direct ...	66
<b>Figure 77</b> : Répartition des espèces parasitaires isolées par l'examen direct .....	66
<b>Figure 78</b> : Prévalence des protozooses intestinales selon les résultats de la technique de Ritchie .....	67
<b>Figure 79</b> : Répartition des espèces parasitaires isolées par la technique de Ritchie.....	67
<b>Figure 80</b> : Répartition des espèces parasitaires selon le sexe .....	69
<b>Figure 81</b> : Evaluation de la giardiose en fonction du retard staturo-pondéral .....	70
<b>Figure 82</b> : Evaluation de la giardiose en fonction de la présence ou non des diarrhées.....	71

---

## LISTE DES TABLEAUX

---

<b>Tableau I</b> : Classification des amibes.....	3
<b>Tableau II</b> : Classification des flagellés.....	4
<b>Tableau III</b> : Classification des ciliés .....	4
<b>Tableau IV</b> : Classification des coccidies .....	4
<b>Tableau V</b> : Classification des microsporidies.....	5
<b>Tableau VI</b> : Classification de <i>Blastocystis sp</i> .....	5
<b>Tableau VII</b> : La morphologie des amibes .....	6
<b>Tableau VIII</b> : La morphologie des flagellés.....	7
<b>Tableau IX</b> : La morphologie de <i>Balantidium coli</i> .....	8
<b>Tableau X</b> : La morphologie des coccidies .....	8
<b>Tableau XI</b> : La morphologie des microsporidies.....	9
<b>Tableau XII</b> : La morphologie de <i>Blastocystis sp</i> .....	9
<b>Tableau XIII</b> : Les différentes formes des protozoaires intestinaux.....	10
<b>Tableau XIV</b> : Mode de contamination des protozoaires intestinaux.....	21
<b>Tableau XV</b> : Répartition géographique des protozoaires intestinaux.....	22
<b>Tableau XVI</b> : Les différents tableaux cliniques et les complications possibles au cours des protozooses intestinales.....	23
<b>Tableau XVII</b> : Les techniques de concentration diphasiques.....	27
<b>Tableau XVIII</b> : Les principales caractéristiques pharmacologiques des molécules antiparasitaires.....	35
<b>Tableau XIX</b> : Les traitements de première intention et les alternatives au cours des protozooses intestinales.....	36
<b>Tableau XX</b> : Les différentes formes parasitaires diagnostiquées durant cette enquête.....	52
<b>Tableau XXI</b> : Type des associations parasitaires observées.....	65
<b>Tableau XXII</b> : Répartition des espèces parasitaires selon les tranches d'âge .....	68
<b>Tableau XXIII</b> : Résultats avec et sans enrichissement.....	68
<b>Tableau XXIV</b> : Composition des reactifs (Annexes).	
<b>Tableau XXV</b> : Composition des milieux de culture des protozoaires intestinaux (Annexes).	

---

## LISTE DES ABREVIATIONS

---

**ADN** : Acide Désoxyribonucléique.

**APV** : Alcool Polyvinylique.

**ARN** : Acide Ribonucléique.

**CHU** : Centre Hospitalo-Universitaire.

**Cp** : Comprimé.

**E. coli** : *Entamoeba coli*.

**E.h** : *Entamoeba histolytica*.

**ELISA** : Enzyme-Linked Immunosorbent Assay.

**EPS** : Examen Parasitologique des Selles.

**FV** : Forme Végétative.

**G** : Grossissement.

**Gé** : Gélule.

**IFD** : Immunofluorescence Directe.

**IgA** : Immunoglobuline type A.

**Jr** : Jour.

**K** : Kyste.

**MIF** : Merthiolate Iode Formol.

**O** : Oocyste.

**OMS** : Organisation Mondiale de la Santé.

**PCR** : Polymerase Chain Reaction.

**Sb** : Suspension buvable.

**SIDA** : Syndrome d'Immunodéficience Acquise.

**sp** : Espèces.

**Tmax** : Temps d'absorption maximal.

**TMP/SMX** : Triméthoprim + Sulfaméthoxazole (Co-trimoxazole).

**UV** : Ultra-Violet.

**VIH** : Virus de l'Immunodéficience Humaine.

---

## INTRODUCTION GENERALE

---

Les parasitoses intestinales regroupent un ensemble large d'infections relativement fréquentes. Certaines sont plus volontiers rencontrées en zones intertropicales, mais bon nombre demeurent cosmopolites [1].

Même si la symptomatologie reste souvent peu bruyante, le parasitisme intestinal constitue un problème de santé publique parce qu'il favorise la malabsorption, les diarrhées, et le ralentissement de la croissance [2].

Les parasitoses intestinales n'étant pas soumises à une déclaration obligatoire (sauf pour l'amébose), leur prévalence est difficile à connaître. Cependant, L'OMS (2001) estime que 3,5 milliards de personnes sont infectées par les parasites intestinaux et 350 millions présentent une parasitose [2] [3] .

*Entamoeba histolytica* infecte 500 millions de personnes par an, cause une amébose chez 50 millions de cas et provoque la mort de 100 000 personnes annuellement à cause des complications extradigestives telles que les abcès hépatiques ou cérébraux. Concernant la giardiose, environ 20 000 personnes la contractent par an [3].

Les conditions climatiques, le défaut d'hygiène, l'éducation sanitaire insuffisante et l'usage des engrais humains contribuent grandement à l'extension des parasitoses digestives, en augmentant la transmission et en perpétuant les cycles parasitaires. La pandémie du SIDA, par ailleurs, a contribué à l'émergence de nouveaux pathogènes comme les microsporidies qui touchent 22 à 33% des sidéens [4] [5].

La wilaya de Tlemcen compte parmi les régions touchées par ces parasitoses puisque la plupart d'entre elles sont cosmopolites. Néanmoins, les données épidémiologiques actuelles sur ces maladies sont mal élucidées au niveau de cette région, la raison pour laquelle, nous avons jugé utile d'estimer la prévalence des protozooses intestinales diagnostiquées au sein du laboratoire de parasitologie-mycologie du CHU de Tlemcen.

---



# **PARTIE THEORIQUE**

**1. Définition :**

Les protozooses intestinales sont des affections dues à la présence dans le tube digestif de l'homme d'un ou de plusieurs espèces de protozoaires. Ces derniers sont des organismes unicellulaires mobiles ou non, colonisant l'intestin grêle ou le colon. Les répercussions de ce parasitisme sur la santé sont en fonction de l'intensité du parasitisme et de l'état immunitaire du sujet.

**2. Epidémiologie :**

**2.1 Classification des protozoaires intestinaux :**

La classification des différents protozoaires intestinaux est détaillée dans les tableaux suivants :

**2.1.1 Classification des amibes :**

**Tableau I :** Classification des amibes [6] [7].

<b>Embranchement</b>	Protozoaires		
<b>Classe</b>	Rhizopodes		
<b>Ordre</b>	Amoebida		
<b>Famille</b>	Entamoebidae		
<b>Genres</b>	<i>Entamoeba</i>	<i>Pseudolimax</i>	<i>Endolimax</i>
<b>Espèces</b>	<i>histolytica</i> <i>dispar</i> <i>moshkovskii</i> <i>hartmanni</i> <i>coli</i> <i>polecki</i>	<i>butschlii</i>	<i>nanus</i>

**2.1.2 Classification des flagellés :**

**Tableau II :** Classification des flagellés [6] [7].

<b>Embranchement</b>	Protozoaires					
<b>Classe</b>	Flagellés intestinaux					
<b>Ordre</b>	Diplomonadida		Trichomonadida		Retortomonadida	
<b>Famille</b>	Hexamitidae	Enteromonadida	Trichomonadidae	Dientamoebidae	Retortomonadidae	
<b>Genres</b>	<i>Giardia</i>	<i>Enteromonas</i>	<i>Trichomonas</i>	<i>Dientamoeba</i>	<i>Chilomastix</i>	<i>Enbadomonas</i>
<b>Espèces</b>	<i>intestinalis</i>	<i>hominis</i>	<i>intestinalis</i>	<i>fragilis</i>	<i>mesnili</i>	<i>intestinalis</i>

**2.1.3 Classification des ciliés :**

**Tableau III :** Classification des ciliés [6] [7].

<b>Embranchement</b>	Protozoaires
<b>Classe</b>	Ciliés
<b>Ordre</b>	Trichostomadida
<b>Famille</b>	Balantiididae
<b>Genre</b>	<i>Balantidium</i>
<b>Espèce</b>	<i>coli</i>

**2.1.4 Classification des coccidies :**

**Tableau IV :** Classification des coccidies [8].

<b>Embranchement</b>	Protozoaires			
<b>Classe</b>	Coccidea			
<b>Ordre</b>	Eimeriida			
<b>Famille</b>	Sarcocystidae			
<b>Genres</b>	<i>Isospora</i>	<i>Sarcocystis</i>	<i>Cryptosporidium</i>	<i>Cyclospora</i>
<b>Espèces</b>	<i>belii</i>	<i>bovihominis</i> ou <i>suihominis</i>	<i>parvum</i> <i>hominis</i>	<i>cayetanensis</i>



**2.1.5 Classification des microsporidies :**

La classe, l'ordre et la famille dans le phylum *Microspora* sont fréquemment révisés et débattus. Il y a maintenant plus de 1200 espèces identifiées avec 143 genres. Deux espèces sont connues comme responsables de parasitisme intestinal chez l'homme [9].

**Tableau V :** Classification des microsporidies.

<b>Familles</b>	Encephalitozoonidae	Enterocytozoonidae
<b>Genres</b>	<i>Encephalitozoon</i>	<i>Enterocytozoon</i>
<b>Espèces</b>	<i>intestinalis</i>	<i>bieneusi</i>

**2.1.6 Classification de *Blastocystis sp* :**

*Blastocystis hominis* est toujours l'objet de controverses concernant essentiellement sa position taxonomique au sein des protistes et son caractère éventuellement pathogène [10].

**Tableau VI :** Classification de *Blastocystis sp*.

<b>Embranchement</b>	Protozoaires
<b>Classe</b>	Blastocystae
<b>Ordre</b>	Blastocystidae
<b>Genre</b>	<i>Blastocystis</i>
<b>Espèce</b>	Il existe plusieurs espèces de <i>Blastocystis</i> mais les auteurs s'accordent à dire qu'une seule est retrouvée couramment chez l'homme ; il s'agit de <i>Blastocystis hominis</i> .

**2.2 Morphologie :**

Les protozoaires se trouvent chez l'hôte parasité sous deux formes : Une forme mobile appelée forme végétative ou trophozoïte et une forme de résistance représentée par la forme kystique, à l'exception des coccidies qui se présentent sous formes d'oocystes et les microsporidies sous forme de spores.

**2.2.1 Morphologie des amibes :**

**Tableau VII : La morphologie des amibes [7] [11] [12] [13].**

<b>Parasites</b>	<b>Formes végétatives</b>	<b>Formes kystiques</b>
<i>Entamoeba histolytica</i>	<p><b>-E.h type histolytica</b> : C'est la forme invasive, elle est hématophage et mesure 20 à 40 µm de diamètre. Elle se déplace grâce à des pseudopodes, son cytoplasme contient des globules rouges et son noyau est tapissé au niveau de ses extrémités d'une couche de chromatine fine et régulière, avec un caryosome central (<b>Figure 1</b>).</p> <p><b>-E.h type minuta</b> : C'est une forme non hématophage, mesurant 6 à 20 µm de diamètre. Son noyau présente les mêmes caractéristiques que celui d'E.h type histolytica mais son cytoplasme ne contient pas d'hématies (<b>Figure 2</b>).</p>	Le kyste représente la forme infestante pour l'homme, il mesure 12 à 14 µm de diamètre. Il se présente sous une forme arrondie avec une paroi épaisse et réfringente et 4 noyaux à maturité ( <b>Figure 8</b> ).
<i>-Entamoeba dispar</i> <i>-Entamoeba moshkovskii</i>	La forme végétative possède la même morphologie que celle d'E.h type minuta, et la forme kystique est identique à celle d'Entamoeba histolytica ( <b>Figure 8</b> ).	
<i>Entamoeba hartmanni</i>	Le trophozoïte mesure 6 à 7 µm de diamètre, le noyau est invisible à l'état frais, après coloration au MIF il est comparable à celui d'Entamoeba histolytica ( <b>Figure 3</b> ).	Le kyste est rond de 6 à 8 µm de diamètre, avec un aspect réfringent et quatre noyaux à maturité ( <b>Figure 9</b> ).
<i>Entamoeba coli</i>	Elle mesure 20 à 30 µm de diamètre. Le cytoplasme est granuleux contenant de grosses vacuoles. Le noyau est visible, il est tapissé en ses extrémités d'une couche de chromatine fine et irrégulière avec un caryosome excentré ( <b>Figure 4</b> ).	Le kyste mesure 18 à 20 µm de diamètre, avec une forme arrondie à paroi épaisse et réfringente et 8 noyaux à maturité. C'est le plus gros kyste d'amibes ( <b>Figure 10</b> ).
<i>Entamoeba polecki</i>	Le trophozoïte mesure 12 à 25 µm de diamètre, avec un cytoplasme renfermant des petites vacuoles alimentaires ( <b>Figure 5</b> ).	Le kyste est rond de 12 à 15 µm de diamètre, avec un aspect réfringent et un seul noyau à maturité ( <b>Figure 11</b> ).

<i>Endolimax nanus</i>	La forme végétative mesure 8 à 10 µm de diamètre. Le cytoplasme contient de nombreuses petites vacuoles et un noyau avec un caryosome globuleux ( <b>Figure 6</b> ).	Le kyste mesure 6 à 8 µm de diamètre, il est polymorphe à paroi mince et peu réfringente, le cytoplasme contient à maturité 4 noyaux réfringents regroupés par 2 aux extrémités. C'est le plus petit kyste d'amibes ( <b>Figure 12</b> ).
<i>Pseudolimax butschlii</i>	La forme végétative mesure 8 à 15 µm de diamètre. Le cytoplasme contient de nombreuses vacuoles et un noyau avec un gros caryosome réfringent ( <b>Figure 7</b> ).	Le kyste mesure 10 µm de diamètre avec une forme arrondie ou ovoïde à paroi épaisse et réfringente. Le cytoplasme contient une vacuole qui se colore au lugol et un seul noyau ( <b>Figure 13</b> ).

**2.2.2 Morphologie des flagellés :**

**Tableau VIII :** La morphologie des flagellés [11] [14] [15].

<b>Parasites</b>	<b>Formes végétatives</b>	<b>Formes kystiques</b>
<i>Giardia intestinalis</i>	Le trophozoïte est très mobile avec une forme qui ressemble à un cerf volant. Il mesure 10 à 20 µm sur 6 à 10 µm et possède quatre paires de flagelles, deux corps parabasaux, un axostyle qui partage le corps en deux parties symétriques et deux noyaux volumineux ( <b>Figure 14</b> ).	Le kyste mesure 12 à 15 µm sur 7 à 10 µm, avec quatre noyaux à maturité, il contient des restes de flagelles ainsi que des corps parabasaux ( <b>Figure 20</b> ).
<i>Dientamoeba fragilis</i>	Le trophozoïte mesure 7 à 12 µm de diamètre. Le cytoplasme contient de nombreuses vacuoles et deux noyaux reliés entre eux par un filament chromatique ( <b>Figure 15</b> ).	Pas de kyste.
<i>Chilomastix mesnili</i>	C'est une forme allongée mesurant 10 à 15 µm et possédant un seul noyau en position antérieure avec quatre flagelles dont un est logé dans le cytostome ( <b>Figure 16</b> ).	Le kyste est piriforme, il mesure 8 µm avec un seul noyau et des flagelles atrophiés, retrouvés dans le cytoplasme ( <b>Figure 21</b> ).
<i>Trichomonas intestinalis</i>	C'est une forme aplatie en amande mesurant 6 à 12 µm. Elle possède un seul noyau, quatre flagelles antérieurs et un postérieur accolé au corps formant une membrane ondulante ( <b>Figure 19</b> ).	Pas de kyste.

<i>Enteromonas hominis</i>	C'est une forme ovale ou arrondie mesurant 3 à 5 µm avec un seul noyau et quatre flagelles antérieurs ( <b>Figure 17</b> ).	Le kyste est ovale ou ellipsoïdal, mesurant 6 à 8 µm et possédant un à quatre noyaux ( <b>Figure 22</b> ).
<i>Embadomonas intestinalis</i>	La forme végétative est piriforme mesurant 5 à 6 µm sur 3 µm, avec un seul noyau antérieur et deux flagelles libres ( <b>Figure 18</b> ).	Le kyste est piriforme, mesurant 4 à 6 µm avec un seul noyau et un flagelle en U entourant ce dernier ( <b>Figure 23</b> ).

**2.2.3 Morphologie des ciliés :**

**Tableau IX :** La morphologie de *Balantidium coli* [16].

Parasite	Forme végétative	Forme kystique
<i>Balantidium coli</i>	La forme végétative mesure 50 à 200 µm sur 20 à 70 µm, le corps est recouvert de cils vibratiles, la partie antérieure est plus effilée et présente une fente oblique. Le cytoplasme contient des vacuoles digestives et pulsatiles et deux noyaux ; un macronucleus en forme d'haricot et un micronucleus ( <b>Figure 24</b> ).	Le kyste est arrondi et mesure 50 à 60 µm de diamètre, avec une paroi épaisse et transparente, les deux noyaux sont visibles et les cils persistent à l'intérieure du kyste ( <b>Figure 25</b> ).

**2.2.4 Morphologie des coccidies :**

**Tableau X :** La morphologie des coccidies [11].

Parasites	Oocystes
<i>Cryptosporidium sp</i>	L'oocyste est sporulé, sphérique ou ovoïde, il mesure 4 à 5 µm de diamètre et renferme une vacuole, quatre sporozoïtes et un corps résiduel ( <b>Figure 27</b> ).
<i>Cyclospora cayetanensis</i>	L'oocyste mesure 8 à 10 µm de diamètre, il est éliminé dans les selles sous forme non sporulée, et deviendra infectant après une maturation dans le milieu extérieur. Sous sa forme sporulée il apparaît comme une bille brillante avec des structures internes composées de 8 petits globules réfringents correspondants à des sporocystes ( <b>Figure 28</b> ).
<i>Isospora belli</i>	L'oocyste est ovale ou allongé de 25 à 30 µm sur 12 à 16 µm avec une extrémité plus effilée, une paroi lisse et épaisse et un sporoblaste médian. Dans le milieu extérieur, le sporoblaste donne naissance à deux sporocystes contenant chacun quatre sporozoïtes ( <b>Figure 29</b> ).
<i>Sarcocystis bovi hominis ou sui hominis</i>	L'oocyste mesure 12 à 15 µm sur 9 à 10 µm de large, sa forme est ovoïde et réfringente avec une paroi assez épaisse. Il renferme deux sporocystes dont chacun contient quatre sporozoïtes allongés en banane ( <b>Figure 30</b> ).

**2.2.5 Morphologie des microsporidies :**

**Tableau XI :** La morphologie des microsporidies [11].

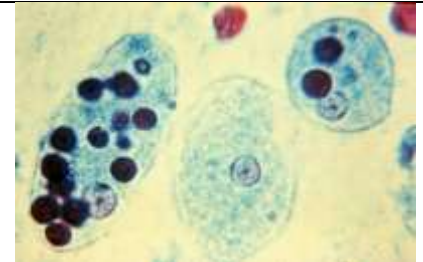

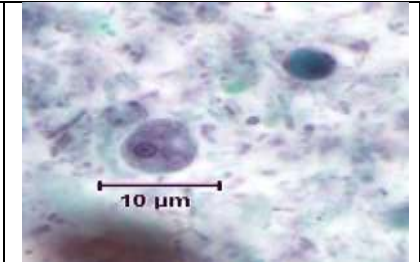

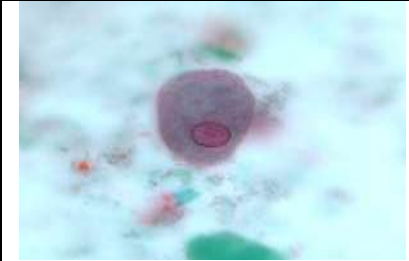
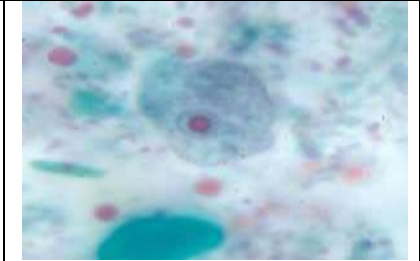




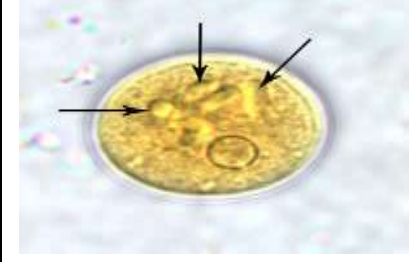

<b>Parasites</b>	<b>Les spores</b>
<i>Enterocytozoon bineusi</i>	Les spores sont petites et ovalaires (1.5µm sur 1µm) avec 5 à 7 tours de spire du filament polaire, organisés en 2 rangées ( <b>Figure 31</b> ).
<i>Encephalitozoon intestinalis</i>	Les spores sont environ deux fois plus grandes que celle d' <i>Enterocytozoon bineusi</i> (2.5 µm sur 1.5 µm) avec 5 à 7 tours de spire du filament polaire, organisés en une seule rangée ( <b>Figure 31</b> ).

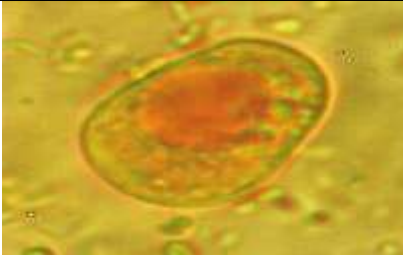

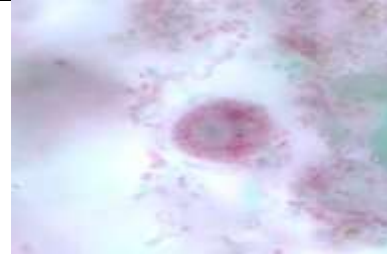



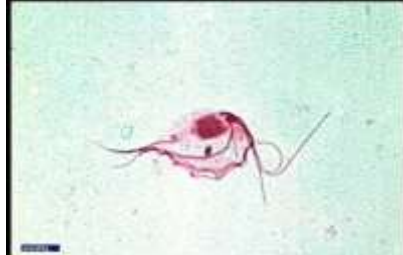
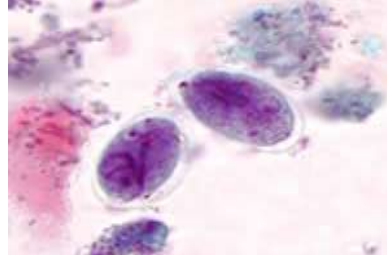

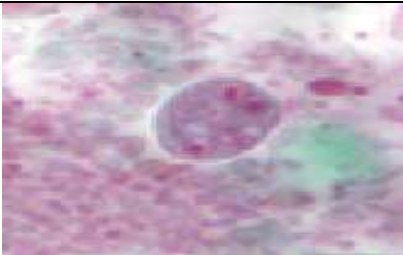
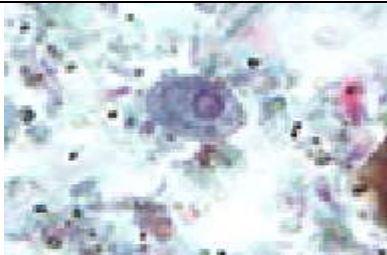

**2.2.6 Morphologie du *Blastocystis sp* (basée sur des hypothèses seulement) :**

**Tableau XII :** La morphologie de *Blastocystis sp* [10].

<b>Parasite</b>	<b>Forme végétative</b>	<b>Forme kystique</b>
<i>Blastocystis hominis</i>	<p>Il existe 3 formes végétatives :</p> <p><b>Une forme vacuolaire</b> : Elle est sphérique de taille allant d'un diamètre de 2 µm à 200 µm, caractérisée par une large vacuole centrale.</p> <p><b>Une forme granulaire</b> : Elle mesure 3 à 8 µm de diamètre, caractérisée par la présence de granules dans le cytoplasme ou la vacuole centrale.</p> <p><b>Une forme amiboïde</b> : Elle est peu décrite et ses observations restent contradictoires.</p>	<p>Le kyste a une taille allant de 3 à 5 µm de diamètre avec une paroi multicouche entourant la cellule.</p> <p>Le cytoplasme apparaît condensé et renferme de plusieurs petites vacuoles (<b>Figure 26</b>).</p>

**Tableau XIII :** Les différentes formes des protozoaires intestinaux [11] [17].

		
<p align="center"><b>Figure 1</b> FV. <i>Entamoeba histolytica</i> type <i>histolytica</i> Coloration au trichrome</p>	<p align="center"><b>Figure 2</b> FV. <i>Entamoeba histolytica</i> type <i>minuta</i> Coloration au lugol</p>	<p align="center"><b>Figure 3</b> FV. <i>Entamoeba hartmanni</i> Coloration au trichrome</p>
		
<p align="center"><b>Figure 4</b> FV. <i>Entamoeba coli</i> Coloration au trichrome</p>	<p align="center"><b>Figure 5</b> FV. <i>Entamoeba polecki</i> Coloration au trichrome</p>	<p align="center"><b>Figure 6</b> FV. <i>Endolimax nanus</i> Coloration au trichrome</p>
		
<p align="center"><b>Figure 7</b> FV. <i>Pseudolimax butschlii</i> Coloration au trichrome</p>	<p align="center"><b>Figure 8</b> K. <i>Entamoeba histolytica/dispar</i> Coloration au lugol</p>	<p align="center"><b>Figure 9</b> K. <i>Entamoeba hartmanni</i> Coloration au lugol</p>
		
<p align="center"><b>Figure 10</b> K. <i>Entamoeba coli</i> Coloration au lugol</p>	<p align="center"><b>Figure 11</b> K. <i>Entamoeba polecki</i> Coloration au lugol</p>	<p align="center"><b>Figure 12</b> K. <i>Endolimax nanus</i> Coloration au trichrome</p>

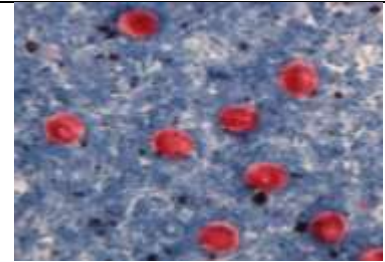
 <p><b>Figure 13</b> K. <i>Pseudolimax butschlii</i> Coloration au lugol</p>	 <p><b>Figure 14</b> FV. <i>Giardia intestinalis</i> Coloration au lugol</p>	 <p><b>Figure 15</b> FV. <i>Dientamoeba fragilis</i> Coloration au trichrome</p>
 <p><b>Figure 16</b> FV. <i>Chilomastix mesnili</i> Coloration au trichrome</p>	 <p><b>Figure 17</b> FV. <i>Enteromonas hominis</i> Coloration au trichrome</p>	 <p><b>Figure 18</b> FV. <i>Embadomonas intestinalis</i> Coloration au trichrome</p>
 <p><b>Figure 19</b> FV. <i>Trichomonas intestinalis</i> Coloration au MIF</p>	 <p><b>Figure 20</b> K. <i>Giardia intestinalis</i> Coloration au trichrome</p>	 <p><b>Figure 21</b> K. <i>Chilomastix mesnili</i> Coloration au trichrome</p>
 <p><b>Figure 22</b> K. <i>Enteromonas hominis</i> Coloration au trichrome</p>	 <p><b>Figure 23</b> K. <i>Embadomonas intestinalis</i> Coloration au trichrome</p>	 <p><b>Figure 24</b> FV. <i>Balantidium coli</i> Coloration au lugol</p>



**Figure 25**  
*K. Balantidium coli*  
Coloration au lugol



**Figure 26**  
*K. Blastocystis sp*  
Etat frais



**Figure 27**  
*O. Cryptosporidium sp*  
Coloration de Ziehl-Neelson  
modifiée



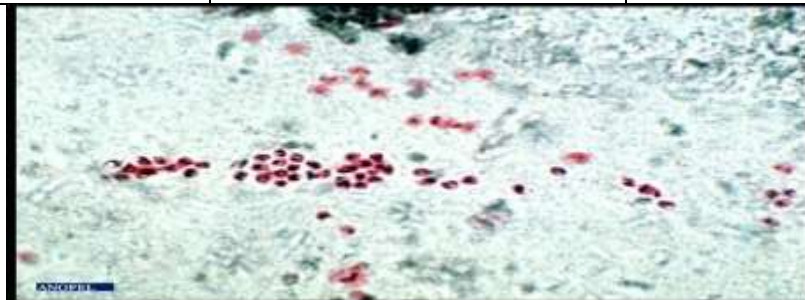
**Figure 28**  
*O. Cyclospora cayetanensis*  
A l'état frais



**Figure 29**  
*O. Isospora belli*  
A l'état frais



**Figure 30**  
*O. Sarcocystis bovi hominis*  
ou *sui hominis*  
A l'état frais



**Figure 31**  
Spores de microsporidies  
Coloration de Weber



### 2.3 Cycle évolutif :

C'est l'ensemble des transformations que doit subir un parasite au cours de son développement.

**Remarque :** Dans cette partie nous allons donner que les cycles des protozoaires pathogènes.

#### 2.3.1 Cycle évolutif d'*Entamoeba histolytica* :

On note l'existence de deux cycles (**Figure 32**) :

- Un cycle non pathogène (amoébose infestation) :

Après ingestion, la membrane des kystes se lyse et libère des amibes à quatre noyaux dans le milieu gastro-intestinal, chaque noyau va subir une mitose suivie par la division du cytoplasme donnant naissance à 8 petites amibes ou amoébules qui se transforment en trophozoïtes de type minuta. La forme minuta se multiplie par scissiparité, après plusieurs divisions, elle s'arrondie et donne une forme pré-kystique qui s'entoure d'une membrane épaisse pour donner un kyste mur à quatre noyaux. Ce dernier rejeté dans les selles, assure la dissémination de l'amibe dans le milieu extérieur [7].

- Un cycle pathogène (amoébose maladie) :

La maladie apparaît quand *Entamoeba histolytica* type *minuta* se transforme sous l'influence de certains facteurs en forme hémaphogène *E.h* type *histolytica*.

*E.h minuta* va augmenter de taille et devient *E.h histolytica*, capable de détruire les cellules intestinales. Elle donne une ulcération en coup d'ongles en entraînant un saignement de la muqueuse intestinale et par conséquent phagocyte les hématies.

*E.h* type *histolytica* se multiplie par scissiparité, certaines d'entre elles vont s'éliminer dans le milieu extérieur soit sous forme végétative dans les glaires sanglantes, soit elles vont se transformer d'abord en type minuta et après être éliminées sous forme de kystes, d'autres vont pénétrer dans la sous muqueuse intestinale et peuvent passer dans les capillaires mésentériques et gagner le foie, le cœur, le poumon et même les autres organes, tels que le cerveau, le rein et la rate [7].

#### 2.3.2 Cycle évolutif de *Giardia intestinalis* :

L'homme se contamine essentiellement par l'ingestion de kystes à partir de l'eau de boisson, moins souvent par les aliments souillés, par contact féco-oral direct ou manu-porté.

Les kystes se transforment en trophozoïtes sous l'action du suc gastrique et vont gagner le duodénum où ils se multiplient par scissiparité puis redonnent des kystes avant d'être éliminés dans les selles (**Figure 33**) [18].

#### 2.3.3 Cycle évolutif de *Balantidium coli* :

La contamination s'effectue par ingestion des kystes souillant les légumes, les charcutiers du porc, arrivés dans le duodénum la paroi kystique se fend et la forme végétative en sort; elle gagne le colon où elle s'installe et se multiplie par scissiparité.

Le *Balantidium coli* peut traverser la muqueuse colique et gagne la sous muqueuse où il se multipliera et exercera une action lytique sur les tissus. L'effraction des petits vaisseaux sanguins et

lymphatiques de la sous muqueuse permet au parasite de gagner les ganglions, le foie et le myocarde dans lesquels il pourra exercer à nouveau l'action nécrosante par des sécrétions enzymatiques (**Figure 34**) [16].

### 2.3.4 Cycle évolutif des coccidies :

#### 2.3.4.1 Cycle évolutif de *Cryptosporidium sp* :

Il comprend 3 phases (**Figure 35**) :

➤ **Phase asexuée (mérogonie) :**

L'oocyste ingéré par l'hôte une fois arrivé dans l'intestin, libère quatre sporozoïtes qui vont pénétrer dans les cellules de la paroi intestinale et se transforment en trophozoïtes.

Les noyaux de ces derniers se divisent et aboutissent à la production de schizontes contenant des mérozoïtes de type I, une fois libérés dans la lumière intestinale, les mérozoïtes de 1<sup>ère</sup> génération pénètrent à l'intérieur de nouvelles cellules et donnent des schizontes de 2<sup>ème</sup> génération qui libèrent à leur tour des mérozoïtes de type II [19].

➤ **Phase sexuée (gamogonie) :**

Les mérozoïtes type II produiront les microgamontes mâles et les macrogamontes femelles. Les microgamontes deviennent multinucléés, chaque noyau étant ensuite incorporé dans un microgamète. Les macrogamontes demeurent uninucléés en devenant des macrogamètes. La fécondation a lieu suite à l'union des macrogamètes et des microgamètes. Celle-ci aboutit à la formation de zygotes qui va subir une maturation en donnant un oocyste sporulé [19].

➤ **Phase sporogonique :**

La sporulation de l'oocyste aboutissant à la formation de quatre sporozoïtes. A maturité deux types d'oocystes sont libérés dans la lumière intestinale :

→ **Ceux à paroi épaisse** qui constitueront la forme de résistance et de transmission éliminée dans les selles de l'hôte.

→ **Ceux à paroi plus fine** qui libèrent les sporozoïtes directement dans le tractus digestif et donnent lieu à une auto-infestation et à un nouveau cycle de développement chez le même hôte [19].

#### 2.3.4.2 Cycle évolutif de *Cyclospora cayetanensis* :

La contamination a lieu par ingestion des oocystes avec l'eau, les fruits et les crudités contaminés par les matières fécales.

Après ingestion, les oocystes libèrent les sporozoïtes qui pénètrent dans les cellules de l'épithélium intestinal, ils vont évoluer de la même façon que ceux de *Cryptosporidium*, sauf que l'oocyste n'est pas éliminé sous sa forme infestante, il doit encore évoluer dans la nature pour faire apparaître deux sporocystes contenant chacun deux sporozoïtes (**Figure 36**) [20].

#### **2.3.4.3 Cycle évolutif d'*Isospora belli* :**

L'oocyste d'*Isospora belli* libère huit sporozoïtes infectieux dans la lumière intestinale.

L'évolution se fait ensuite en deux phases; schizogonique de multiplication et gamogonique de dissémination; donnant naissance à des oocystes non sporulés et non infectieux.

Dans le milieu extérieur, l'oocyste mûrit formant deux sporocystes chacun contient quatre sporozoïtes. La durée du cycle complet est de vingt jours (**Figure 37**) [16].

#### **2.3.4.4 Cycle évolutif de *Sarcocystis bovi hominis* ou *sui hominis* :**

Le cycle est indirect, avec un hôte définitif constitué par l'homme ou par les carnivores, et un hôte intermédiaire qui est le bœuf pour *Sarcocystis bovi hominis* et le porc pour *Sarcocystis sui hominis*.

Le cycle sporogonique du parasite se déroule chez l'homme qui s'infecte en consommant de la viande insuffisamment cuite renfermant des sarcocystes tissulaires. Ceux-ci libèrent des bradyzoïtes qui pénètrent dans les cellules intestinales où ils se transforment en micro- et macrogamétocytes.

La reproduction sexuée dans l'intestin donne des oocystes contenant deux sporocystes avec quatre sporozoïtes. Les sporocystes sont éliminés dans les selles et sont directement infectants pour les animaux chez lesquels s'effectue le cycle schizogonique. Les sporozoïtes donnent alors naissance à deux générations de mérozoïtes, la deuxième induisant la formation de sarcocystes tissulaires (**Figure 38**) [16].

#### **2.3.5 Cycle évolutif des microsporidies :**

Le cycle évolutif des microsporidies se déroule en trois phases (**Figure 39**) :

- Une phase d'infestation :

Elle correspond à l'injection de sporoplasme infectieux à l'intérieur de la cellule hôte.

- Une phase proliférative (mérogonie) :

Le sporoplasme injecté devient trophozoïte à son entrée dans la cellule, son noyau se divise pour former un méronte de type I qui donnera des mérozoïtes.

Les mérozoïtes restent à l'intérieur de la cellule et entament un deuxième cycle de divisions nucléaires qui aboutissent à la production d'un sporonte.

- Une phase de sporulation (sporogonie) :

Le sporonte donne des sporoblastes, puis des spores qui sont libérées dans le milieu extérieur avec les selles des patients infectés [11].

#### **2.3.6 Cycle évolutif de *Blastocystis sp* :**

Le cycle de ce parasite n'a pas encore été élucidé à ce jour. Plusieurs hypothèses ont été émises mais il existe un désaccord considérable concernant les modes de division et les différentes étapes du cycle de *Blastocystis*.

Toutes les hypothèses s'accordent à dire que l'infestation débute par l'ingestion de kystes de *Blastocystis*. Ensuite, les kystes fécaux se désenkystent dans l'estomac au contact du suc gastriques et se transforment en forme vacuolaire (**Figure 40**) [10].

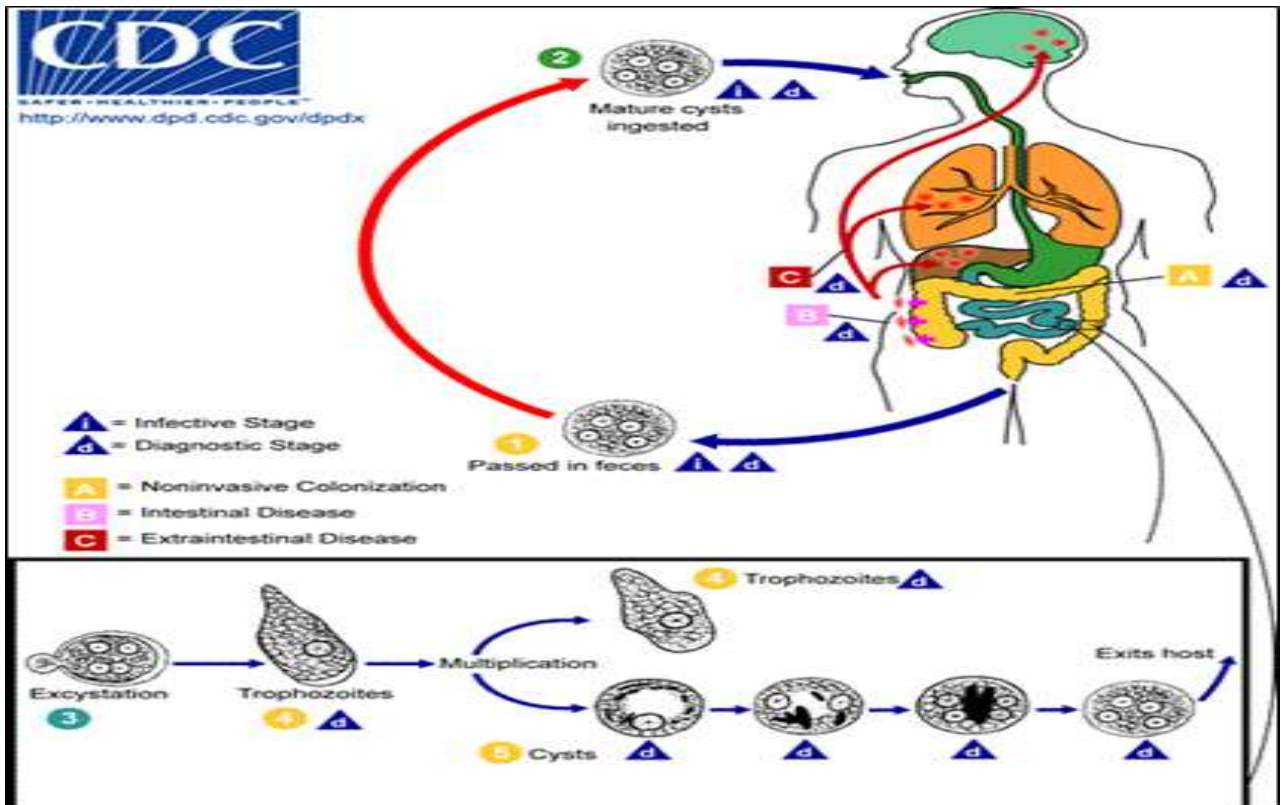


Figure 32 : Cycle évolutif d'*Entamoeba histolytica* [17].

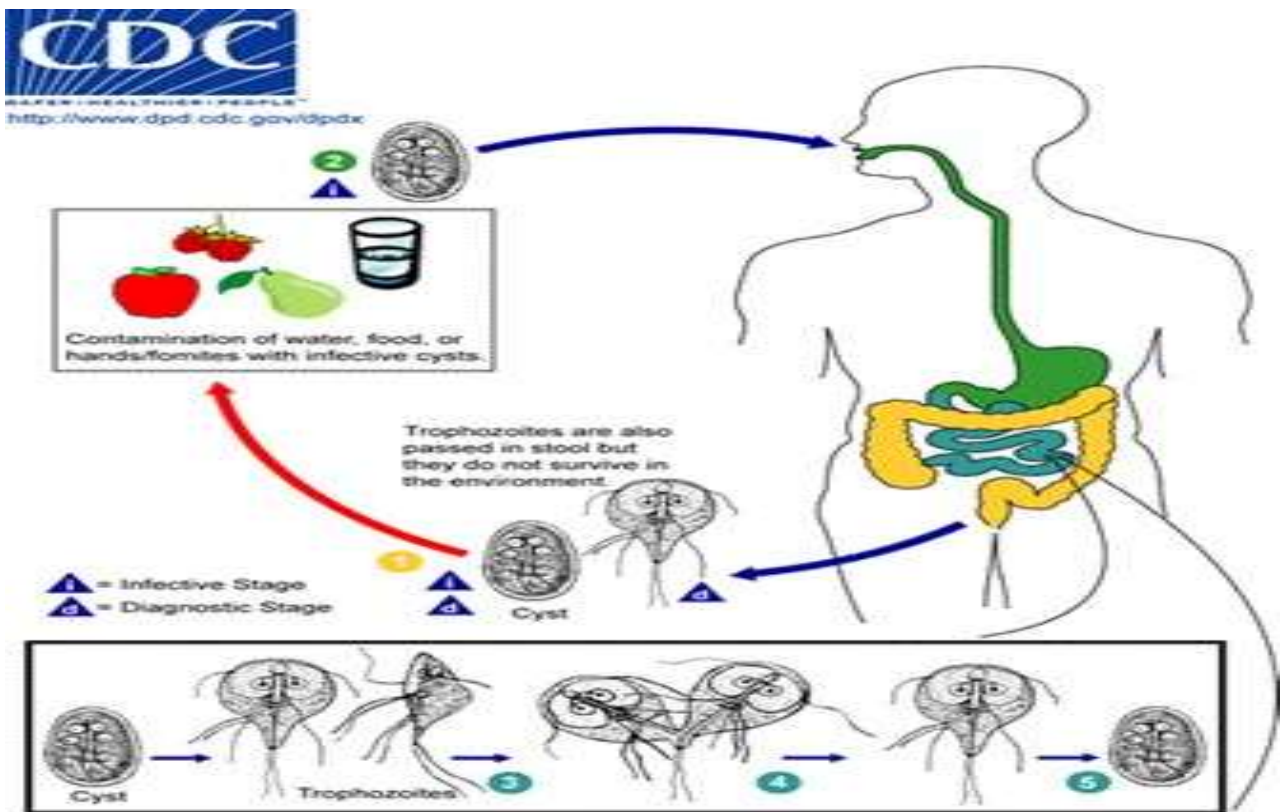


Figure 33 : Cycle évolutif de *Giardia intestinalis* [17].

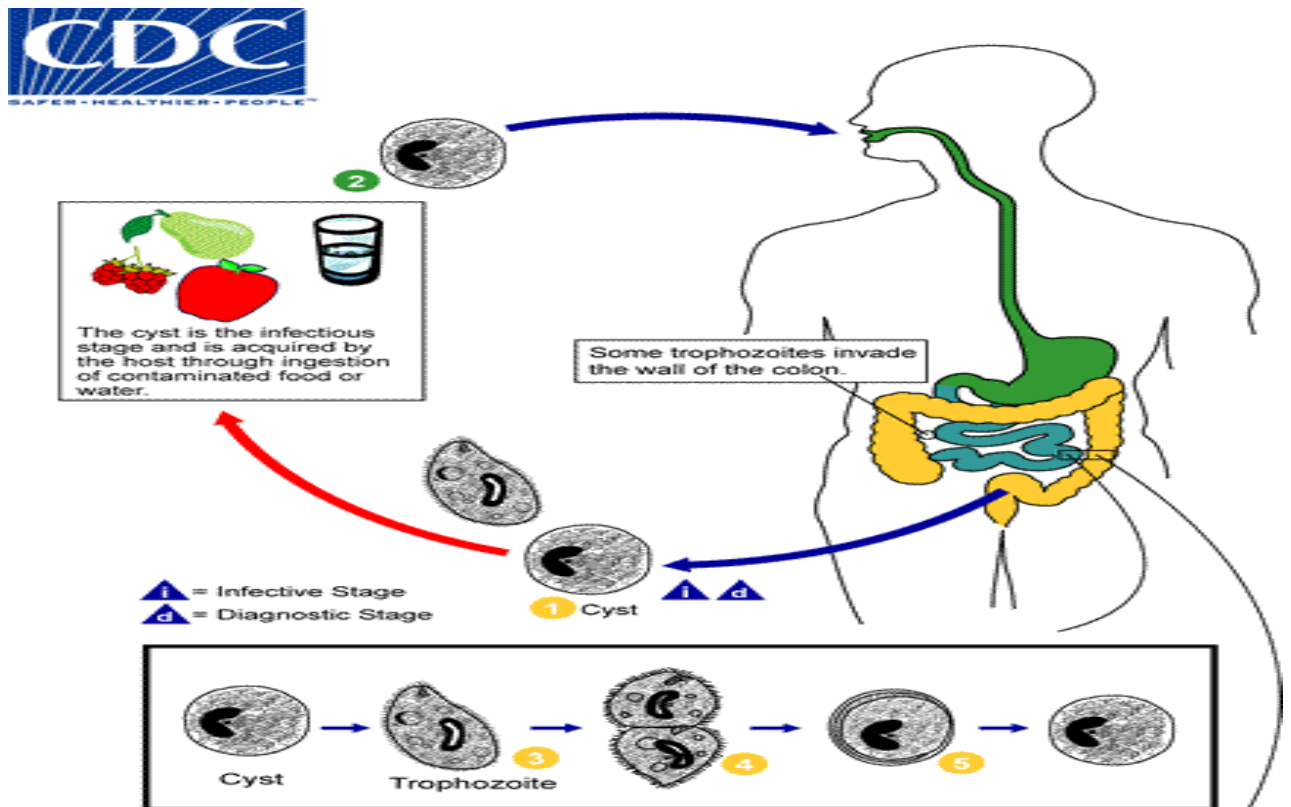


Figure 34 : Cycle évolutif de *Balantidium coli* [17].

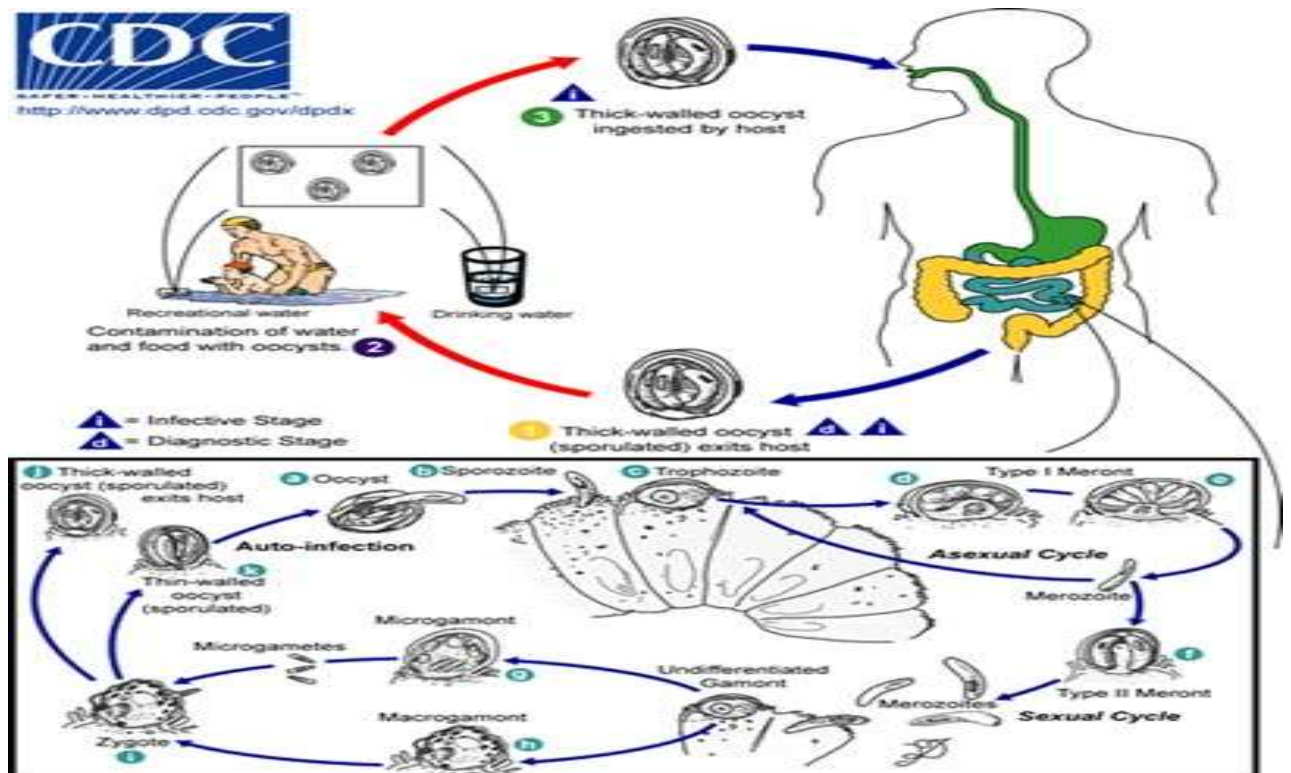


Figure 35 : Cycle évolutif de *Cryptosporidium sp* [17].

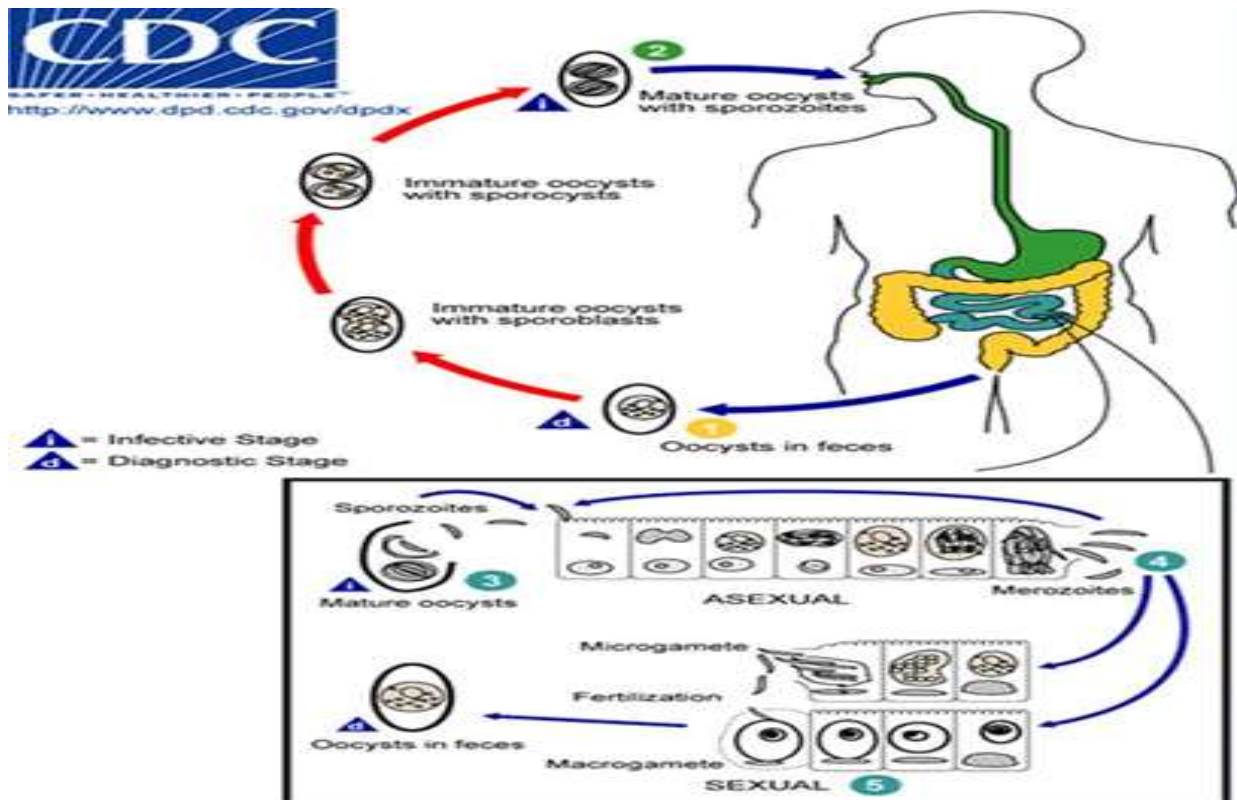


Figure 36 : Cycle évolutif de *Cyclospora cayentanensis* [17].

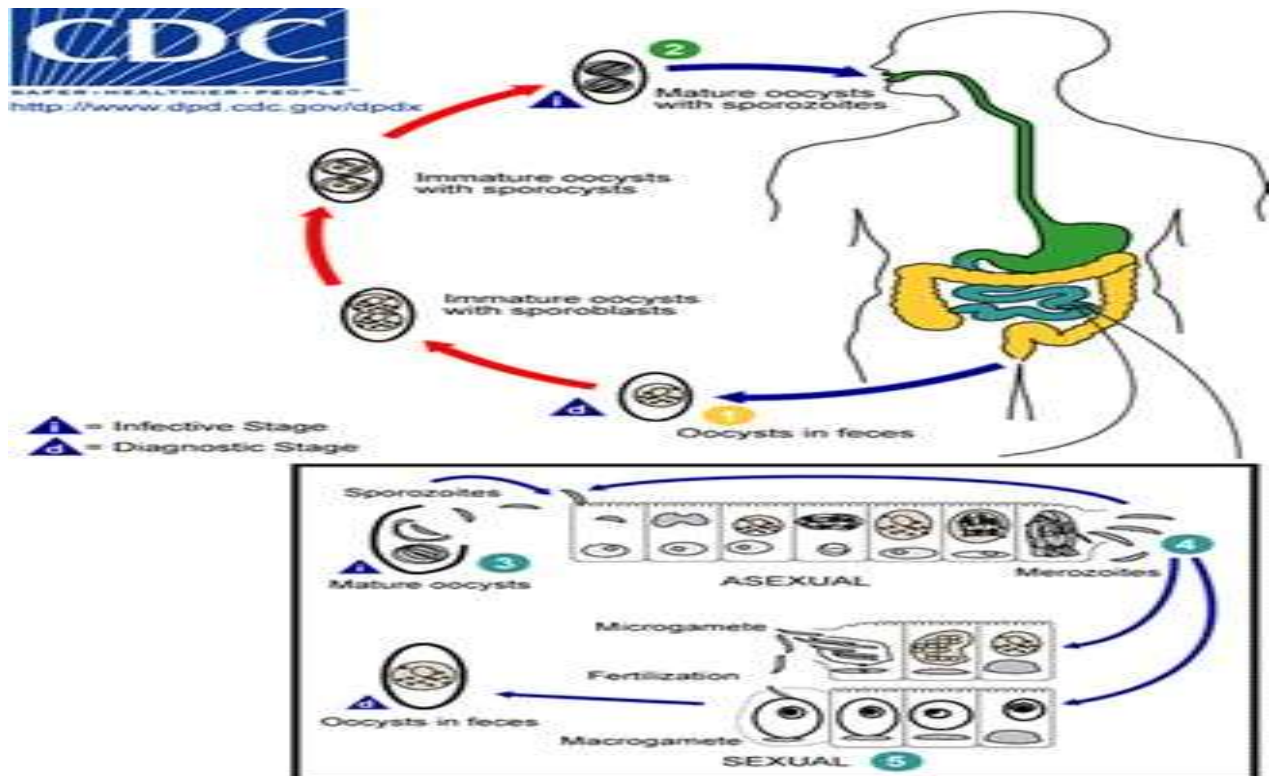


Figure 37 : Cycle évolutif d'*Isospora belli* [17].

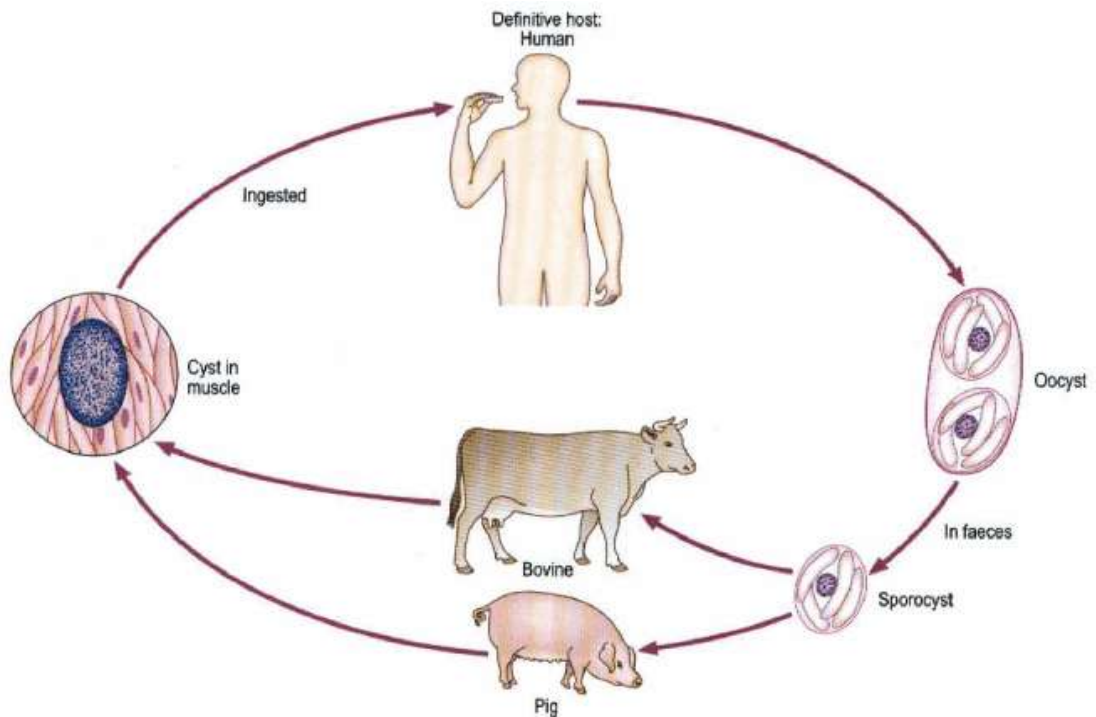
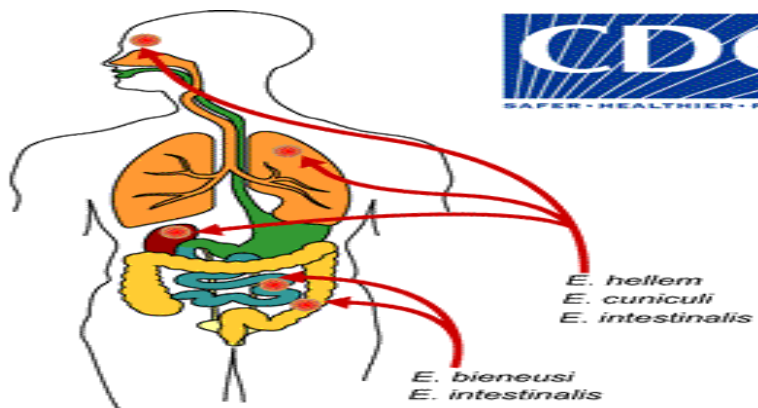
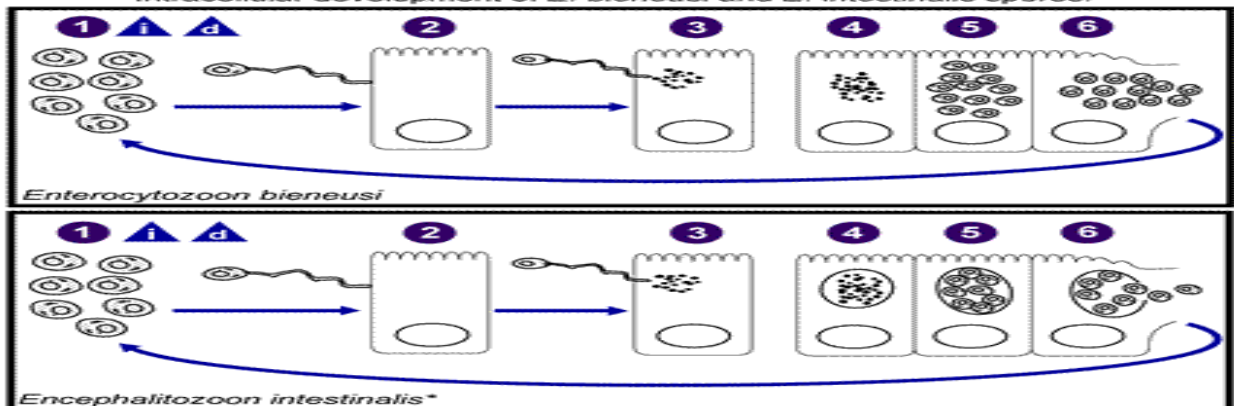


Figure 38 : Cycle évolutif de *Sarcocystis bovi hominis* ou *sui hominis* [8].

▲ i = Infective Stage  
▲ d = Diagnostic Stage



Intracellular development of *E. bienersi* and *E. intestinalis* spores.



\*Development inside parasitophorous vacuole also occurs in *E. hellem* and *E. cuniculi*.

Figure 39 : Cycle évolutif des microsporidies [17].

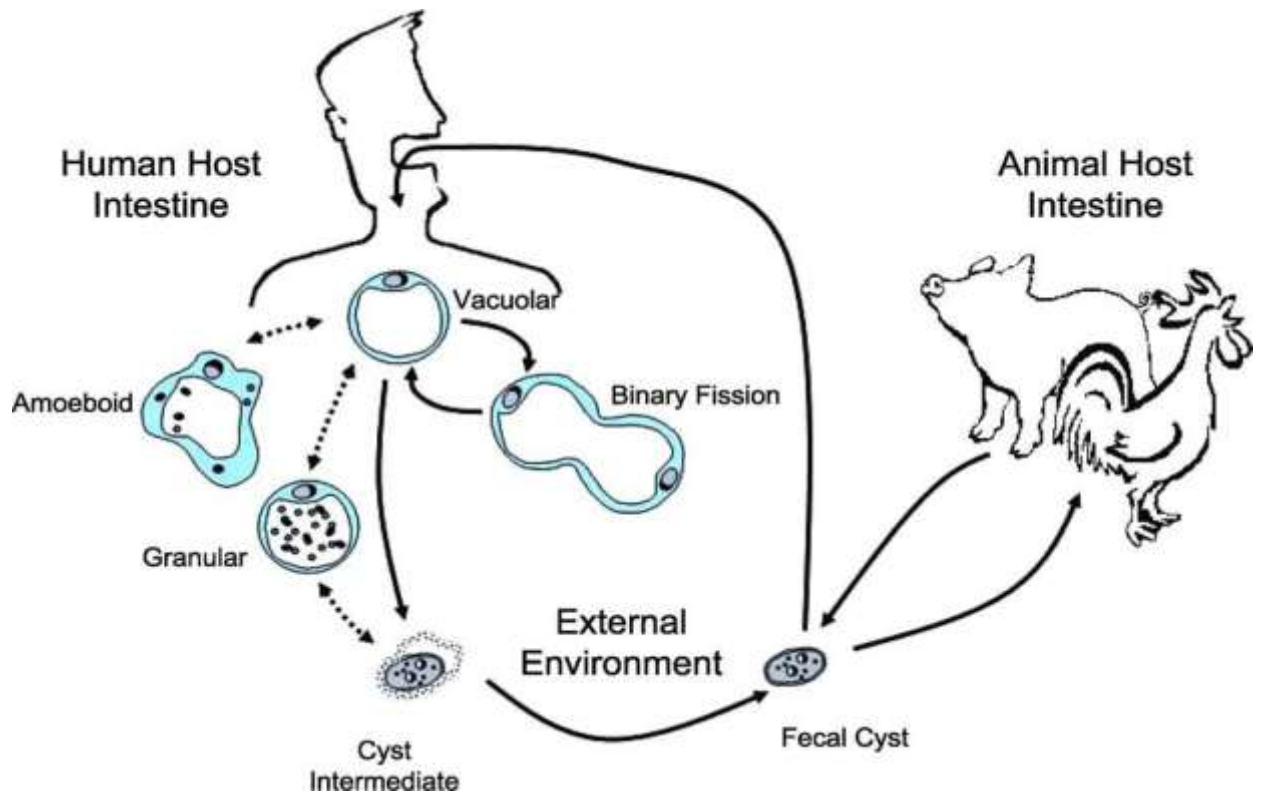


Figure 40 : Cycle de *Blastocystis sp* [21].



**2.4 Mode de contamination :**

Toute discussion sur l'importance des protozoaires entériques en santé publique ne peut pas être complète sans l'inclusion de leurs modes de contamination, car ces modes jouent un rôle important dans leur diffusion généralisée.

**Tableau XIV :** Mode de contamination des protozoaires intestinaux [22].

<b>Parasite</b>	<b>Mode de contamination</b>
<i>Entamoeba histolytica</i>	Par ingestion d'eau non traitée ou minimalement traitée et d'aliments crus souillés par les kystes. Pour le <i>Balantidium coli</i> la contamination est favorisée aussi par l'ingestion de saucisses de porc mal cuites.
<i>Giardia intestinalis</i>	
<i>Blastocystis sp</i>	
<i>Balantidium coli</i>	
<i>Dientamoeba fragilis</i>	Incertaine, oro-fécale.
<i>Cyclospora cayetanensis</i>	Par ingestion d'eau et d'aliments crus souillés par les oocystes.
<i>Cryptosporidium sp</i>	
<i>Isospora belli</i>	
<i>Sarcocystis bovihominis ou suihominis</i>	Par ingestion de la viande de bœuf ou de porc, crue ou insuffisamment cuite, contenant des sarcocystes matures.
<i>Microsporidium sp</i>	Par ingestion d'eau et d'aliments crus souillés par les spores.

**2.5 Les facteurs favorisants :**

Certains facteurs contribuent à la dissémination des parasites et favorisent l'infestation de l'homme alors que d'autres favorisent l'expression de la pathogénie du parasite parmi ces facteurs on trouve :

**2.5.1 Facteurs climatiques :**

Le climat avec une température et une humidité élevées favorise le développement, la maturation et la conservation des kystes et des oocystes des protozoaires dans le milieu extérieur.

**2.5.2 Facteurs socio-économiques :**

Ces facteurs sont liés d'une part aux conditions de vie défavorables (pauvreté, manque d'eau potable, manque de système d'assainissement et d'évacuation des eaux usées) et d'autre part à l'état des habitations.

**2.5.3 Facteurs professionnels :**

Certaines professions sont exposées et peuvent être à l'origine de la contamination telle que l'agriculture (contact avec la terre).

**2.5.4 Facteurs comportementaux et réceptivité de l'hôte :**

Ces facteurs diffèrent d'un hôte à l'autre et ils sont représentés par :

- ✓ Le manque d'hygiène alimentaire et corporelle qui favorise la coexistence chez le même individu de plus d'un parasite.
- ✓ L'immunodépression représente le principal facteur de risque de certaines parasitoses intestinales opportunistes [23].
- ✓ L'âge ; les enfants et les personnes âgées sont en général plus exposés en raison de leur mauvaise hygiène et l'affaiblissement de leur système immunitaire [24].

**2.5.5 Facteurs liés au parasite :**

Plusieurs caractères biologiques favorisent la transmission des parasites et qui sont :

- ✓ La résistance des formes infestantes dans l'environnement.
- ✓ La faible taille des oocystes des sporozoaires permettant le passage par défaut à travers certains dispositifs de filtration d'eau.
- ✓ La résistance au chlore utilisé dans le traitement de l'eau potable, se voit chez certains parasites tel que les kystes de *Giardia intestinalis* et les oocystes des coccidies [20].

**2.6 Répartition géographique :**

**Tableau XV :** Répartition géographique des protozoaires intestinaux [7] [14].

<b>Parasite</b>	<b>Distribution</b>
<i>Entamoeba histolytica</i>	Cosmopolite, les espèces les plus virulentes sont retrouvées dans les zones tropicales et intertropicales.
<i>Giardia intestinalis</i>	Cosmopolites.
<i>Dientamoeba fragilis</i>	
<i>Cryptosporidium sp</i>	
<i>Cyclospora cayetanensis</i>	
<i>Isospora belli</i>	
<i>Microsporidium sp</i>	
<i>Blastocystis sp</i>	
<i>Balantidium coli</i>	Amérique latine, îles de pacifique, Philippine, Asie centrale et occidentale, Afrique (nord-est du Zaïr).
<i>Sarcocystis bovi hominis ou sui hominis</i>	Zones tropicales et subtropicales.

**3. Physiopathologie :**

La pathogénie des parasites s'exprime par différents modes d'actions :

**3.1 Action spoliatrice :**

L'action de l'hématophagie connue pour *Entamoeba histolytica* type *histolytica*.

### 3.2 Action toxique :

L'action nécrosante de l'amibe hématophage et de *Balantidium coli* [25].

### 3.3 Action traumatique et infectieuse :

Une abondance parasitaire traumatise plus ou moins l'organisme et peut être à l'origine de surinfection microbienne. Cet effet est représenté chez l'amibe dysentérique par l'introduction de divers microbes au niveau de la paroi colique aggravant par conséquent l'ulcération amibienne [25].

### 3.4 Immunité spécifique :

Pour certains parasites, la barrière de l'immunité aspécifique peut être dépassée et l'organisme réagit spécifiquement. Ce type d'immunité diffère de l'immunocompétent à l'immunodéprimé et d'un parasite à un autre. Prenant par exemple le cas de la giardiose qui peut s'aggraver chez les malades présentant un déficit en IgA sérique et en IgA sécrétoires [26].

## 4. Tableaux cliniques et complications :

**Tableau XVI :** Les différents tableaux cliniques et les complications possibles au cours des protozooses intestinales.

Parasitose	Clinique	complications
<b>Amoebose</b>	<p><b>Amoebose intestinale aiguë :</b> C'est la dysenterie amibienne. Elle est marquée par des douleurs abdominales et une diarrhée constante. Les selles sont glairo-sanglantes.</p> <p><b>Amoebose extra intestinale :</b> C'est le passage des amibes dans la circulation sanguine et qui vont se fixer au niveau du foie et y provoquer des abcès [27].</p>	<p><b>Amoebome :</b> C'est la multiplication et la collection des micro-abcès.</p> <p><b>Amoebose maligne :</b> C'est la généralisation de ces micro-abcès (cas extrêmement rare) au niveau de la totalité du colon [27].</p>
<b>Giardiose</b>	L'infection peut rester asymptomatique mais dans certains cas on peut noter des troubles digestifs à type d'épigastralgies pseudo-ulcéreuses postprandiales avec ballonnements, et des diarrhées abondantes [1].	Chez l'enfant, la persistance des symptômes peut aller jusqu'à la malnutrition avec un retard staturo-pondéral [1].
<b>Balantidiose</b>	<p>La plupart des porteurs de <i>Balantidium coli</i> ne présentent aucun signe clinique, mais éliminent des kystes et sont à ce titre des porteurs asymptomatiques.</p> <p>Dans certains cas, les patients présentent des dysenteries balantidiennes faites de douleurs abdominales, des diarrhées et de ténésmes [11].</p>	Passage dans la circulation générale et atteinte des autres tissus extra intestinaux [11].

<p><b>Les coccidioses intestinales:</b> -Cryptosporidiose -Isosporose -Cyclosporidiose -Sarcocystose</p>	<p><b>Chez l'immunocompétent :</b> Souvent une personne peut être infectée et ne présente aucun symptôme. Dans le cas contraire ces coccidioses donnent le même tableau clinique (diarrhées, douleurs abdominales, nausées et vomissements) avec quelques spécifications pour certaines d'entre elles : -Des diarrhées cholériformes (cryptosporidiose). -Des diarrhées glairo-sanglantes (isosporose). -L'évolution vers la guérison est spontanée pour la cyclosporidiose (diarrhées des voyageurs). -L'intensité des symptômes est en relation avec la quantité de viande ingérée (sarcocystose). <b>Chez l'immunodéprimé :</b> L'atteinte est caractérisée par la chronicité, le caractère profus des diarrhées et la résistance aux agents anti infectieux [28].</p>	<p><b>Chez l'immunodéprimé :</b> Extension, principalement aux voies biliaires ou à l'appareil respiratoire [19].</p>
<p><b>Microsporidiose</b></p>	<p><b>Chez l'immunocompétent :</b> Les manifestations diarrhéiques régressent spontanément et l'infection n'est jamais disséminée. <b>Chez l'immunodéprimé :</b> La clinique est marquée par des diarrhées non glaireuses et non sanglantes responsables d'un amaigrissement [29].</p>	<p><b>Chez l'immunodéprimé :</b> L'envahissement des voies biliaires par contiguïté est possible [29].</p>
<p><b>Blastocystose</b></p>	<p>Facultativement pathogène, la pluparts des cas sont des porteurs asymptomatiques; rarement on note des diarrhées aqueuses, une gastroentérite, des ballonnements ou un urticaire. Actuellement, il est connu comme l'agent responsable du syndrome de colon irritable [27].</p>	

## 5. Diagnostic :

### But :

Le diagnostic des protozooses intestinales permet la mise en évidence des protozoaires quelque soit leur stade de développement (kystes, formes végétatives, oocystes). Ce qui aide le clinicien à démarrer ou à réajuster une action thérapeutique efficace, bien adaptée au malade.

### 5.1 Diagnostic d'orientation :

- Vitesse de sédimentation : Elle est le reflet d'un syndrome inflammatoire, elle est particulièrement utile en cas d'abcès amibiens ou de destruction tissulaires d'origine parasitaire.
- Bilans biochimiques divers.
- Examens radiologiques et apparentés :

L'échographie peut apporter des informations précieuses pour les atteintes hépatiques.

Pour le colon, la radiographie et la coloscopie peuvent objectiver la présence de lésions amibiennes.

- Tubage duodéal (en cas de giardiose) et les différentes biopsies faites par endoscopie digestive [31].

### **5.2 Diagnostic parasitologique :**

#### **5.2.1 Les renseignements qui orientent la conduite de l'examen :**

L'EPS est impératif devant :

- Les diarrhées aiguës persistantes plus de 3 jours malgré un traitement symptomatique.
- Les diarrhées persistantes (2 semaines) ou chroniques (plus de 4 semaines).
- Les douleurs abdominales et les signes digestifs divers [30].

#### **5.2.2 Préparation des malades :**

Elle doit se faire trois jours avant l'EPS et nécessite la proscription de certains aliments ou médicaments tels que [11] :

- Les médicaments à base de sels de baryum, de magnésium, des huiles purgatives et les suppositoires.
- Les aliments riches en résidus (tomates, pommes de terre, petits pois, pêches, poires et figues), ou en graisses (noix, olives, cacahuètes, avocats).
- Les aliments ou les médicaments colorant les selles (charbon, médicament à base de fer et les betteraves).

#### **5.2.3 Conditions du prélèvement :**

- Recueillir la totalité de l'émission fécale dans un récipient en plastique transparent hermétiquement fermé, et séparément des urines.
- Maintenir le prélèvement à température ambiante et le faire parvenir le plus rapidement possible au laboratoire (en cas de diarrhées, préférer l'émission des selles au laboratoire pour un examen dans l'heure qui suit).
- Si l'examen doit être différé, un prélèvement de glaires ou de selles liquides est mélangé à un fixateur, aussitôt la défécation, afin de préserver les formes végétatives.
- Répétitions des examens : Trois analyses effectuées sur des selles recueillies séparément à quelques jours d'intervalle, peuvent garantir une sécurité satisfaisante au diagnostic.
- Signaler toute prise préalable de médicament antiparasitaire.
- Signaler tout état d'immunodépression, et tous autres renseignements utiles (pays visités, dates, symptômes, état de santé des autres voyageurs, éosinophilie) [31].

### **5.2.4 Examen parasitologique des selles proprement dit :**

Il comprend deux étapes :

#### **5.2.4.1 Examen macroscopique :**

C'est une étape importante ; elle permet de noter la consistance, la couleur et la présence éventuelle de sang, de mucus ou d'autres éléments surajoutés (voir plus de détails en partie pratique) [31] [32].

#### **5.2.4.2 Examen microscopique :**

Tout examen parasitologique doit comporter obligatoirement :

- Un examen direct à l'état frais pour la mise en évidence de la mobilité des formes végétatives.
- Une technique de coloration instantanée et/ou permanente pour préciser les éléments d'une forme parasitaire.
- Deux examens après concentration [31] [32] [33].

**Remarque :** Dans la partie suivante, on ne va pas parler des techniques spécifiques des helminthes, parce qu'ils ne font pas partie de notre étude.

#### ➤ **Examen direct à l'état frais :**

Ses conditions diffèrent selon la nature et la consistance du prélèvement, par suite de la présence éventuelle dans les glaires et les selles liquides de formes végétatives des protozoaires dont la fragilité impose des précautions particulières (voir les détails en partie pratique) [31].

#### ➤ **Technique de concentration :**

Ces techniques permettent d'isoler, avec un minimum de résidus, un nombre maximum de kystes de protozoaires ou des œufs d'helminthes. Pour ce faire, on joue sur les densités et les affinités différentes de ces résidus et les parasites recherchés [34].

On distingue deux grands groupes de techniques:

- Les méthodes physiques (sédimentation ou flottation).
- Les méthodes diphasiques (physico-chimiques).

#### ❖ **Méthodes physiques :**

Les selles sont diluées dans un liquide dont la densité est soit inférieure à celle des parasites (ces derniers vont sédimenter), soit supérieure à celle des parasites (qui vont flotter à la surface du liquide) [34].

✓ **Techniques de flottation :**

○ **Méthode d'Anderson :**

Technique mettant en évidence les oocystes de *Cryptosporidium* dans les selles diarrhéiques [31] [34].

**-Réactifs utilisés (Annexe 1).**

**-Protocole opératoire :**

- Diluer quelques grammes de selles (1 à 5 g) dans 20 ml d'eau physiologique ;
- Filtrer et centrifuger le filtrat pendant 10 minutes à 500 t/min ;
- Jeter le surnageant ;
- Ajouter au culot 10 ml de solution de saccharose et bien agiter ;
- Centrifuger de nouveau pendant 10 minutes à 500 t/min ;
- Prélever à l'aide d'une anse de platine, à la surface du liquide, et déposer sur la lame porte-objet ;
- Lire à l'objet x40 et à l'immersion.

❖ **Méthodes diphasiques :**

Elles sont caractérisées par la mise en présence de deux phases liquides non miscibles, l'une aqueuse et l'autre organique. Il se crée un coefficient de partage entre ces deux phases et la répartition de chaque élément fécal dans chacune d'elles sera en fonction de son pouvoir hydrophile ou lipophile. Les différentes techniques sont représentées au niveau du tableau suivant :

**Tableau XVII : Les techniques de concentration diphasiques [11] [34].**

<b>Technique</b>	<b>Intérêts</b>	<b>Avantages</b>	<b>Inconvénients</b>
<b>Telemann modifiée par Rivas</b>	Concentre bien les parasites les plus courants ( <i>Giardia</i> et <i>Entamoeba</i> ).	Facile et rapide à pratiquer. La coque des kystes d' <i>Entamoeba histolytica</i> se dédouble lors de la centrifugation ce qui est un argument diagnostique intéressant.	Elle utilise une solution acétique non stable qui peut être avantageusement remplacée par un tampon acéto-acétique préconisé par Bailanger.
<b>Telemann Rivas modifiée par Bailanger</b>	Concentre bien les kystes de <i>Giardia</i> et des amibes ainsi que les oocystes de <i>Cryptosporidium</i> .	Elle est beaucoup plus fiable dans la recherche des kystes qui se concentrent bien dans un pH aux environs de 5 ( <i>Giardia</i> et amibes).	Ajustement du pH à 5 avant toute manipulation.

<b>M.I.F concentration</b>	Concentre bien les K et les FV de protozoaires.	Permet la coloration et la conservation des protozoaires.	Culot abondant.
<b>Thébault</b>	Intéressante pour les kystes des amibes et des flagellés.	L'émulsion avec l'éther est pratiquée dans une ampoule à décanter et par conséquent il est possible de manipuler sur une plus grande quantité de selles.	Les kystes d' <i>Entamoeba coli</i> et surtout de <i>Giardia intestinalis</i> descendent assez mal.
<b>Méthode de Ritchie (cette technique sera traitée dans la partie pratique)</b>	Mise en évidence des kystes de protozoaires.	Cette méthode peut être utilisée sur les selles formolées donc sur des selles collectées pour enquêtes épidémiologiques.	Le culot souvent volumineux est de lecture difficile.

○ **Technique de Bailanger :**

Elle concentre bien les kystes de *Giardia*, des amibes ainsi que les oocystes de microsporidies [35].

**-Réactifs utilisés (Annexe 1).**

**-Protocole opératoire :**

- Triturer dans un verre à pied conique 2 à 5 g de selles dans 10 fois leur volume de tampon acéto-acétique à pH 5 ;
- Laisser sédimenter 40 à 50 secondes ;
- Verser le liquide surnageant dans un tube à centrifuger ;
- Ajouter de l'éther sulfurique (1/3 du volume total de liquide) en prenant la précaution de laisser au moins un centimètre de hauteur vide ;
- Agiter vigoureusement jusqu'à émulsion complète après avoir bouché le tube ;
- Centrifuger immédiatement entre 1500 et 2000 tours pendant 1 minute ;
- Jeter le surnageant et prélever le culot par capillarité avec une pipette Pasteur et examiner entre lame et lamelle au grossissement x40.

➤ **Technique de coloration :**

❖ **Colorations extemporanées (entre lame et lamelle) :**

Il est conseillé de les effectuer systématiquement. Elles se font en ajoutant une goutte du colorant à une goutte de la dilution de selles à l'eau physiologique. Plusieurs colorants peuvent être utilisés :

○ **Lugol double :**

Il donne une bonne coloration des kystes des protozoaires, les membranes externes et nucléaires sont colorées en marron (Voir les détails en partie pratique) [31].



### ○ Coloration de Bailenger et Farragi :

Cette technique colore aussi bien les kystes que les formes végétatives, elle est d'exécution simple, rapide et permet une finesse dans le diagnostic [34].

**-Réactifs utilisés (Annexe 1).**

**-Protocole opératoire :**

- Mettre, sur une lame, une goutte de suspension de selles ;
- Ajouter une très petite quantité de la solution colorante préalablement préparée ;
- Lire au microscope optique au G x40.

**-Lecture microscopique :** Les structures nucléaires sont colorées en noir, le cytoplasme et les bâtonnets cristalloïdes en rouge.

**Remarque :** Les noyaux des trophozoïtes de *Dientamoeba fragilis* ne se colorent pas avec ce réactif.

### ○ M.I.F coloration :

Cette technique permet de retarder l'examen des selles susceptibles de renfermer des formes végétatives (voir les détails en partie pratique) [34].

### ○ Coloration au bleu de méthylène :

A réaliser si l'on observe des formes végétatives d'amibes au cours de l'examen à l'état frais.

**-Réactifs utilisés (Annexe 1).**

**-Protocole opératoire :**

- Déposer une grosse goutte de bleu de méthylène tamponnée sur lame porte objet ;
- Ajouter une goutte de la dilution des selles ;
- Attendre 5 à 10 minutes ;
- Examiner à l'objectif x10 puis x40.

**-Lecture microscopique :** Les formes végétatives restent parfois mobiles, mais souvent elles se mettent en boule (ne pas confondre les FV en boule avec les kystes).

### ❖ Coloration permanentes :

Ces colorations permettent de conserver le matériel de référence ou de l'envoyer à un laboratoire de référence pour un avis d'expert [36].

### ✓ **Fixation, coloration d'un frottis humide :**

Effectuer dans un premier temps un frottis fécal, sans sécher, procéder à la fixation et la coloration.

✚ **Technique en 1 temps :** La fixation et la coloration sont simultanées.

#### ○ **Méthode de KOHN au noir chlorazol :**

Cette technique permet de colorer les trophozoïtes en gris et de bien voir la structure des noyaux.

**-Réactifs utilisés (Annexe 1).**

**-Protocole opératoire :**

- Effectuer un étalement humide mince ;
- Plonger directement le frottis dans le réactif préalablement préparé ;
- Laisser agir pendant 16 à 18 heures ;
- Laver à l'eau courante ;
- Déshydrater et lire au microscope optique au G x100.

**-Lecture microscopique :** Les trophozoïtes et les kystes sont colorés, avec un cytoplasme très clair sur fond grisâtre et les structures nucléaires se détachent en noir [34].

✚ **Technique en 2 temps :**

#### ○ **Technique du Trichrome de Wheatly:**

C'est une coloration indiquée pour les flagellés et les amibes. Elle est rapide, facile à réaliser et elle donne des résultats satisfaisants, particulièrement avec les selles fixées dans l'APV [11] [37].

**-Réactifs utilisés (Annexe 1).**

**-Protocole opératoire :**

- Mettre une goutte de selles et trois fois de volume de solution d'APV ;
- Mélanger avec un petit agitateur, et étaler sur le tiers de la lame ;
- Effectuer un frottis mince ;
- Plonger la lame dans l'alcool iodé à 70% pendant 2 minutes et ensuite dans l'alcool à 50% pendant 2 minutes ;
- Rincer la lame avec de l'eau du robinet ;
- Colorer avec le colorant de Gomori pendant 30 minutes ;
- Faire passer la lame dans une solution d'alcool à 90% avec 0.5% d'acide acétique pendant quelques secondes ;
- Plonger la lame dans l'alcool à 95% pendant 30 secondes et ensuite dans l'alcool absolu pendant 1 minute ;
- Déshydrater par le xylène et lire à l'objectif x100.

**-Lecture microscopique :** Le cytoplasme est coloré en vert et la chromatine en rouge.

✚ **Technique en 3 temps** : Fixation, coloration, différenciation.

- **Méthode de HEIDENHEIN à l'hématoxyline ferrique** :

Elle met à profit l'affinité des constituants nucléaires pour le fer [11].

**-Réactifs utilisés (Annexe 1).**

**-Protocole opératoire :**

- Confection d'un frottis par l'anse de platine ;
- Plonger la lame dans l'alcool à 70% pendant 5 minutes ;
- Passer ensuite le frottis dans l'alcool à 50% pendant 2 minutes ;
- Rincer avec l'eau de robinet pendant 5 minutes ;
- Colorer avec la solution de l'hématoxyline ferrique préalablement préparée pendant 10 minutes ;
- Décolorer avec l'acide picrique pendant une minute ;
- Rincer à l'eau du robinet pendant 10 minutes ;
- Déshydrater par une gamme montante d'alcool puis le Xylène.

**-Lecture microscopique** : Elle se fait au G x100 et permet de voir les structures nucléaires colorées en noir sur un fond grisâtre.

✓ **Fixation, coloration d'un frottis sec** :

- **Méthode de BROOK et GOLDMAN** :

Elle permet d'observer les trophozoïtes dans un prélèvement à distance [38] [39].

**-Protocole opératoire :**

- Réaliser et fixer un frottis fécal à l'aide d'un fixateur polyvinylique ;
- Plonger le frottis fixé dans un bain d'alcool à 70° avec quelques gouttes de lugol pendant 20 minutes puis dans un bain d'alcool à 50° pendant 10 minutes ;
- Plonger l'étalement dans l'eau de robinet pendant 5 minutes ;
- Colorer le frottis par une des techniques précédemment décrites (Hématoxyline, Trichrome ou méthode de Bailenger) ;
- Monter la lame et lire au microscope optique.

- **Méthode de ZIEHL-NEELSON** :

Technique permettant de mettre en évidence les oocystes de *Cryptosporidium sp* dans un frottis fécal (voir les détails en partie pratique).

### ○ **Méthode de HEENE :**

Elle met en évidence les oocystes de *Cryptosporidium sp* [34].

#### **-Protocole opératoire :**

- Diluer quelques grammes de fèces dans l'eau physiologique ;
- Etaler quelques microlitres sur une lame ;
- Ajouter quelques microlitres de fuchsine de Ziehl et mélanger avec la goutte de selles déposée ;
- Faire un étalement mince et laisser sécher à l'air ;
- Recouvrir d'huile à immersion puis laisser sécher ;
- Une fois séché, mettre une lamelle et lire à l'objectif x40 au microscope à contraste de phase et au microscope à fond clair.

**-Lecture microscopique :** Les oocystes de *Cryptosporidium sp* apparaissent réfringents sur fond rouge au microscope à fond clair, et brillants sur fond noir au microscope à contraste de phase.

**Remarque :** Cette méthode nécessite une lecture rapide, car la réfringence ne dure que 15 minutes.

### ○ **Technique à la Safranine-Bleu de méthylène :**

Cette technique met en évidence les oocystes de *Cryptosporidium* [40].

#### **-Réactifs utilisés (Annexe 1).**

#### **-Protocole opératoire :**

- Préparer un étalement mince de matières fécales ;
- Sécher à l'air ;
- Passer l'étalement dans la flamme d'une lampe à alcool ;
- Fixer dans une solution d'acide chlorhydrique-méthanol pendant 4 minutes ;
- Rincer à l'eau de robinet ;
- Colorer ensuite avec une solution aqueuse de safranine à 1% pendant une minute ;
- Chauffer le colorant en tentant un écouvillon imbibé d'alcool en flamme sous la lame (ne pas laisser le colorant sécher sur l'étalement) ;
- Rincer le colorant à l'eau du robinet ;
- Effectuer une contre-coloration avec une solution de bleu de méthylène à 1% pendant 30 secondes ;
- Rincer à l'eau du robinet et sécher la lame ;
- Balayer l'étalement avec l'objectif x40 à la recherche d'oocystes, qui seront ensuite identifiés à l'objectif x100.

**-Lecture microscopique :** Les oocystes de *Cryptosporidium sp* se voient sous forme de corpuscules ronds ou ovales, de couleur rose-orangé (4 à 6 micromètres de diamètre). Les sporozoïtes situés à l'intérieur des oocystes sont un peu plus foncés.

○ **Technique de WEBER :**

Elle met en évidence les spores de microsporidies [11].

**-Réactifs utilisés (Annexe 1).**

**-Protocole opératoire :**

- Diluer les selles au un tiers dans le formol à 10% ;
- Etaler un frottis mince et laisser sécher ;
- Fixer la lame au méthanol pendant 5 minutes ;
- Colorer la lame en l'immergeant dans la solution de trichrome pendant 90 minutes à température ambiante ;
- Déshydrater en quatre étapes : 30 secondes dans l'éthanol à 90°, 5 minutes dans l'éthanol à 95°, 10 minutes dans l'éthanol à 100° et 10 minutes dans le xylène ;
- Lire à l'immersion.

**-Lecture microscopique :** Les spores sont colorées en rose sur un fond bleu.

○ **Coloration à l'Uvitex 2B :**

Si l'on dispose d'un microscope à fluorescence avec filtre émettant dans le bleu, on peut réaliser la coloration à l'Uvitex 2B de Van Gool qui colore la chitine des parois des microorganismes. Cette méthode permet de repérer plus facilement les microsporidies, mais elle n'est pas spécifique. Aussi toute positivité par cette technique doit être confirmée par une coloration au trichrome.

**-Lecture microscopique :** Les spores apparaissent en fluorescence bleu pâle sur un fond noir [40].

### **5.3 Autres techniques directes :**

A coté de l'examen parasitologique classique, il existe de nouvelles techniques permettant non pas d'observer le parasite mais de détecter ses antigènes ou ses acides nucléiques dans les selles.

#### **5.3.1 Recherche des copro-antigènes :**

Cette recherche peut être effectuée à l'aide de la technique ELISA dans le cas d'un diagnostic différentiel d'espèces entre *Entamoeba histolytica*, *Entamoeba dispar* et *Entamoeba moshkovskii* ou d'une IFD pour la recherche des oocystes de *Cryptosporidium sp* [19] [41].

#### **5.3.2 Diagnostic moléculaire :**

La mise à point d'une PCR en temps réel sur des extraits de selles fraîchement émises permet aussi de faire la distinction entre les espèces d'*Entamoeba*. C'est une méthode rapide et spécifique mais plus chère [41].

## **5.4 Culture des protozoaires :**

### **5.4.1 Intérêt :**

Elle concerne aussi bien les kystes que les formes végétatives [31].

Elle est indiquée :

- En cas de forte suspicion d'amébose avec examen direct négatif.
- Pour l'obtention d'un grand nombre d'amibes utilisés dans les études morphologiques, taxonomiques ou pour la préparation d'antigènes.

### **5.4.2 Les milieux utilisés :**

Les milieux de culture les plus utilisés en protozoologie sont (**Annexe 2**) :

- ✓ **Milieu de Dobell et Laidlaw.**
- ✓ **Milieu LMS.**
- ✓ **Milieu de Diamond.**

Quelque soit le milieu utilisé il faut [31] :

- Ensemencer au mois 2 tubes ;
- Incuber à 37°C ;
- Lire après 24 heures puis 48 heures ;
- Si le résultat est négatif, faire un repiquage.

## **6. Traitement :**

La mise en place d'un traitement antiparasitaire nécessite l'identification du parasite, permet la prise en charge des malades et des sujets asymptomatiques et peut être associé au suivi strict des règles d'hygiène ainsi qu'une éducation sanitaire à commencer dès l'âge scolaire.

### **6.1 Les antiparasitaires utilisés :**

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

**Tableau XVIII : Les principales caractéristiques pharmacologiques des molécules antiparasitaires [42] [43].**

<b>Principes actifs</b>	<b>Présentations</b>	<b>Principales propriétés</b>	<b>Risques associés au traitement</b>
<b>5-nitro-imidazolés la référence des antiprotozoaires</b>	Le chef de fil : Métronidazole : Cp 250mg et 500mg. Sb à 4 %, 125mg. Perfusion : 500mg.	La présence d'un groupement nitré en position 5 sur un cycle imidazole confère à ces médicaments une activité à la fois antiparasitaire et antibiotique contre les espèces anaérobies. La réduction de leur groupement NO <sub>2</sub> bloque la voie pyruvate-ferrédoxine et lèse l'ADN. Avec une résorption digestive rapide (T <sub>max</sub> entre 1 à 3 h), leur biodisponibilité est presque de 100 %. La distribution tissulaire est rapide et touche les différents secteurs de l'organisme. La demi de vie d'élimination est de 8 h.	-Troubles digestifs mineurs. -Goût métallique. -Allergie. -Neuropathie sensitive. -Confusion, convulsions. -Neutropénie, thrombopénie. -Effet antabuse (10 %). Les nitro-imidazolés sont contre indiqués au cours de l'allaitement et il est préférable de ne pas les utiliser au cours du premier trimestre de grossesse. Réduire la posologie en cas d'insuffisance hépatique ou rénale.
<b>Dérivés de l'hydroxyquinoline</b>	Intérix : Gé de Tilbroquinol 200mg + Tiliquinol 50mg + Tiliquinol laurylsulfate 50mg.	Ils présentent un effet amoebicide de contact dont le mécanisme d'action reste incertain. Ces médicaments sont partiellement résorbés au niveau intestinal.	Les effets indésirables classiquement observés sont des nausées, des vomissements, des diarrhées, des neuropathies périphériques et des réactions allergiques. Ces dérivés sont contre-indiqués chez l'enfant, la femme enceinte et allaitante.
<b>Fumagilline</b>	Gé 20mg.	Mécanisme d'action : Inhibition de la synthèse de l'ARN du parasite. Le T <sub>max</sub> est compris entre 1 à 4 heures.	Ce traitement peut s'accompagner d'une toxicité hématologique qui, bien que réversible, doit être surveillée. Il est déconseillé au cours de la grossesse.
<b>Nitazoxanide</b>	Cp 500mg. Sb 100mg/5ml.	Mécanisme d'action : Inhibition directe de la pyruvate-ferrédoxine oxydoréductase. Le T <sub>max</sub> est obtenu entre 1 et 4 heures et l'absorption est améliorée par la prise au cours des repas.	Bien toléré, mais dans certains cas il peut donner lieu à des douleurs abdominales, des diarrhées, des nausées et des maux de tête. Il est contre-indiqué chez la femme enceinte et allaitante.

<b>Albendazole</b>	Cp sécable 400mg. Sb 400mg / flacon de 10ml.	L'ingestion au cours des repas améliore la tolérance digestive. La métabolisation est intestinale et hépatique avec formation d'un métabolite actif (sulfoxyde-albendazole). Le pic plasmatique de ce métabolite est atteint au bout de 2 heures avec une demi-vie d'environ 8 heures. L'élimination est principalement biliaire.	Les effets indésirables sont rares (douleurs épigastriques, diarrhées, nausées, céphalées et vertiges). Un traitement prolongé expose parfois à un risque d'alopécie réversible, de leucopénie et des perturbations du métabolisme hépatique.
<b>Cotrimoxazole</b>	Cp : Sulfaméthoxazole 400mg + Triméthoprime 80 mg. Sb : Flacon de 100ml pour les nourrissons et les enfants.	Le sulfaméthoxazole et le triméthoprime agissent en synergie, ils sont rapidement absorbés à 90% et les concentrations plasmatiques sont atteintes en 2 à 4 heures. Ce médicament diffuse rapidement dans les tissus et dans les sécrétions. Son élimination est essentiellement urinaire.	Les effets indésirables remarquables sont des nausées, des vomissements, des douleurs d'estomac et une pancréatite. Ce médicament ne doit pas être utilisé en cas d'allergie aux sulfamides, d'une maladie grave du foie, chez les prématurés et les nouveaux nés et en cas d'allaitement.

## 6.2 Indications :

Le tableau suivant illustre les principales indications des molécules antiparasitaires utilisées dans le traitement des protozooses intestinales :

**Tableau XIX :** Les traitements de première intention et les alternatives au cours des protozooses intestinales [27].

<b>Parasitose</b>	<b>Traitements</b>
Amoébose intestinale aiguë	Antiamibien mixtes : Métronidazole 3 × 750mg/jr pendant 7–10 jr. Antiamibiens de contact : Tiliquinol + Tibroquinol : 2 × 2 Gé/jr pendant 10 jr.
Giardiose	Métronidazole 3 × 500mg/jr pendant 7 jr.
Trichomonose intestinale	Métronidazole 1g /jr pendant 7 à 10 jr.
Dientamoébose	Métronidazole 3 × 500–750mg/jr pendant 10 jr.
Balantidiose	Métronidazole 5 Cp de 250mg/jr pendant 10 jours.
Cyclosporese	Cotrimoxazole 160/800mg 2 à 4 comprimés/jr pendant 7 à 10 jr.
Isosporose	
Cryptosporidiose	Nitazoxanide 2 × 500mg/jr pendant 3 jr, durée de traitement plus longue et doses plus élevées en cas de VIH.
Microsporidiose	Albendazole 2 × 400 mg/jr pendant 21 jr. En cas de VIH 2 × 400 mg/jr jusqu'à CD4 >200.
Blastocystose	TMP/SMX 160/800 mg 2 × 1/jr pendant 7jr, alternativement: Métronidazole 3 × 500 mg/jr pendant 7 jr.



## **7. Prophylaxie :**

La lutte contre les parasitoses intestinales met en œuvre un ensemble de mesures destinées à interrompre la transmission et à protéger le terrain réceptif [44].

Les mesures collectives sont :

- ✓ Dépister et traiter les sujets malades et les porteurs asymptomatiques.
- ✓ Contrôler la viande du porc chez les populations qui la consomment afin d'éviter la balantidiose.
- ✓ Interdire l'utilisation des engrais humains dans l'agriculture.
- ✓ Le bon approvisionnement en eau potable pour éviter sa contamination.
- ✓ Amélioration du niveau de vie et des conditions sanitaires.

Les mesures individuelles sont :

- ✓ Protéger les aliments de la poussière en les conservant dans un garde-manger.
- ✓ Se laver toujours les mains avec du savon après chaque toilette.
- ✓ Filtrer l'eau de boisson, la désinfecter ou la faire bouillir.
- ✓ Se couper les ongles régulièrement.
- ✓ Bien laver les fruits et les légumes.
- ✓ Nettoyer les tables et les sols des chambres.



**PARTIE PRATIQUE**

## **1. Objectif du travail :**

### **1.1 Objectif principal :**

Evaluer la prévalence des protozooses intestinales humaines diagnostiquées au laboratoire de parasitologie-mycologie du CHU de Tlemcen.

### **1.2 Objectif secondaire :**

Identifier les différentes espèces parasitaires en cause.

## **2. Matériel et méthodes :**

### **2.1 Lieu et période d'étude :**

Il s'agit d'une étude transversale descriptive concernant les examens parasitologiques des selles des patients adressés au laboratoire de parasitologie-mycologie du CHU de Tlemcen, sur une période de 7 mois allant du 08 septembre 2015 au 10 avril 2016.

### **2.2 Population d'étude :**

Notre enquête a concerné deux catégories de malades souffrant de troubles digestifs.

- Les malades consultant à titre externe.
- Les malades hospitalisés traitant dans les différents services du CHU de Tlemcen.

Dans notre étude 405 sujets sont retenus alors que 14 cas étaient exclus à cause des renseignements incomplets.

Parmi les patients inclus 358 cas représentent les malades externes et 47 malades hospitalisés.

### **2.3 La collecte des données :**

#### **2.3.1 Variables de l'étude :**

La prévalence du portage parasitaire chez les patients inclus, était évaluée en fonction du sexe, de l'âge, de l'origine géographique, des tableaux cliniques et des espèces parasitaires isolées.

Une fiche de renseignements pour chaque patient a été remplie et renferme trois parties (**Annexe 3**):

- La première partie comporte l'identité du patient : Le nom, le prénom, l'âge, le sexe et l'origine géographique.
- La deuxième partie concerne la symptomatologie clinique du patient : Diarrhées, douleurs abdominales, vomissements...etc.
- La troisième partie comporte les résultats de l'examen parasitologie des selles.

#### **2.3.2 Définition des cas :**

##### **2.3.2.1 Parasitisme intestinal :**

Un patient est considéré comme étant parasité lorsque l'examen parasitologique des selles révèle la présence d'un seul parasite intestinal sous la forme végétative ou kystique.

### 2.3.2.2 Poly-parasitisme intestinal :

Un patient est considéré comme étant poly-parasité lorsque l'examen parasitologique des selles révèle la présence d'au moins deux espèces de protozoaires intestinaux sous leur forme végétative ou kystique.

### 2.3.3 Analyse statistique des données :

La méthodologie statistique s'est basée sur les caractéristiques démographiques (Age, sexe, origine....) et les symptômes cliniques. Les données ont été analysées par le logiciel SPSS version 21 (Statistical Package for the Social Sciences).

Le test de khi-deux est utilisé pour quantifier l'existence d'une liaison significative à 5 % (risque d'erreur).

L'intervalle de confiance utilisé est de 95% et une association est considérée comme significative lorsque la valeur de p (le seuil de signification) est inférieure à 0.05.

## 3. Protocole d'étude :

### 3.1 Recueil des échantillons :

Chaque patient reçoit un récipient propre et sec pour le recueil des selles matinales fraîchement émises à domicile (**Figure 41**).



**Figure 41** : Prélèvement des selles.

### **3.2 Diagnostic parasitologique :**

#### **3.2.1 Matériel et réactifs du laboratoire :**

##### **3.2.1.1 Matériel :**

Le matériel utilisé pour la réalisation de cette étude (**Figure 42**) :

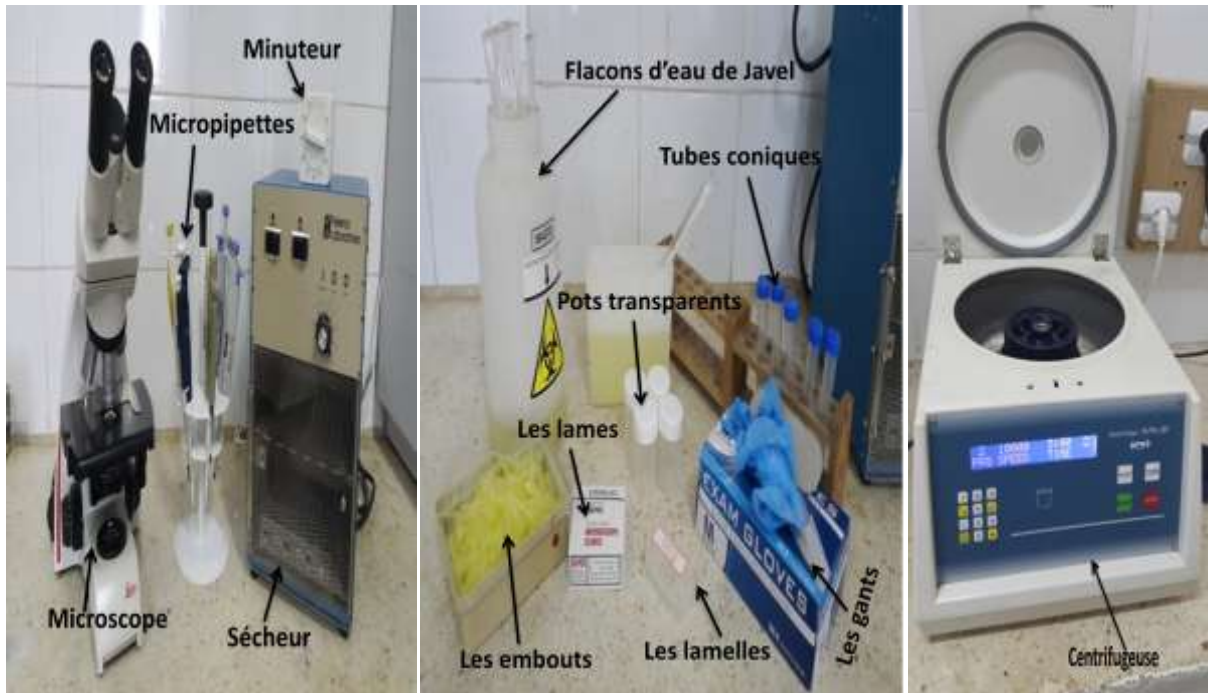
- Pots transparents ;
- Baguettes en verre ;
- Lames et lamelles ;
- Micropipettes et embouts ;
- Microscope optique ;
- Tubes coniques ;
- Centrifugeuse ;
- Flacons d'eau de Javel : Pour la décontamination des embouts, des baguettes et des lames utilisés ;
- Minuteur ;
- Sécheur électrique.

##### **3.2.1.2 Réactifs utilisés (Figure 43) :**

- Lugol ;
- Eau physiologique ;
- Eau distillée ;
- Solution de formol commerciale à 37% ;
- Ether ;
- M.I.F;
- Colorant Giemsa pur ;
- Colorant vert de malachite ;
- Colorant bleu de méthylène ;
- Méthanol ;

-Solution de H<sub>2</sub>SO<sub>4</sub> (1N) ;

-Solution de la fuchsine phéniquée.



**Figure 42** : Le matériel du laboratoire utilisé.



**Figure 43** : Les réactifs utilisés.

### **3.2.2 Examen parasitologique des selles :**

Pour chaque prélèvement de selles, nous avons réalisé un examen macroscopique et un examen microscopique, ce dernier englobe un examen direct (à l'état frais et après coloration au lugol) et un examen après concentration (technique de Ritchie).

A côté de ces examens pratiqués de façon systématique, d'autres techniques ont été réalisées en fonction de la parasitose suspectée:

- La coloration au M.I.F en cas de selles glairo-sanglantes (pour la coloration et la conservation des formes végétatives).
- La coloration de Ziehl-Neelson modifiée ; utilisée de façon systématique chez les sujets immunodéprimés présentant des diarrhées ; permet la recherche des oocystes de *Cryptosporidium sp.*
- La coloration des frottis au Giemsa.

#### **3.2.2.1 Examen macroscopique :**

Il consiste à étudier les caractères organoleptiques des selles qui sont représentés comme suite :

- La consistance de la selle : Elle renseigne sur la teneur en eau et la vitesse du transit ; les selles peuvent être molles, dures, pâteuses, liquides hétérogènes ou liquides homogènes.
- La couleur : Elle est liée à la transformation de la bilirubine en stercobilinogène et témoigne de l'abondance et de la qualité du flux biliaire. Cette couleur peut être jaune ou ocre.
- L'existence ou l'absence d'éléments surajoutés qui peuvent être représentés par le mucus, le sang, la glaire et/ou les macro-parasites (anneaux de *Tenia*, adultes d'*Ascaris* ou d'oxyures).

**Remarque :** Il faut signaler que c'est dans les glaires sanglantes que les formes hématophages d'amibes sont recherchées.

Pour cela il faut connaître l'aspect d'une selle normale et qui doit avoir les caractéristiques suivantes :

- Un poids variant entre 110 à 150 g ;
- Une couleur brune ;
- Une consistance ferme et molle ;
- Un pH au tour de 7.

### 3.2.2.2 Examen microscopique :

Il représente le temps capital de l'analyse parasitologique. Il permet de dépister les différentes formes des protozoaires intestinaux et comporte trois étapes obligatoires :

➤ **Examen direct :**

❖ **Examen à l'état frais :**

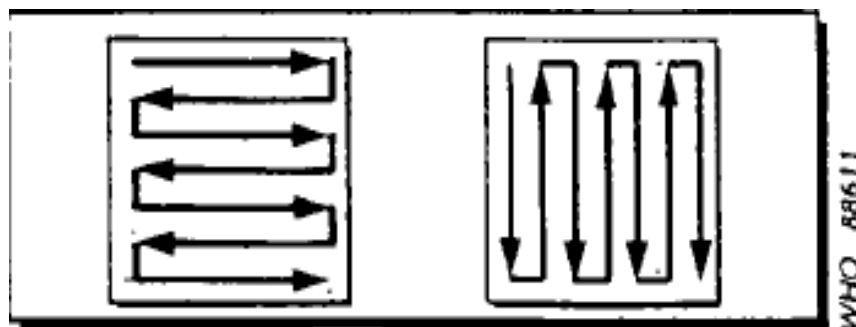
Il permet de voir la mobilité des formes végétatives de certains parasites (amibes et flagellés) sous microscope au grossissement x40, directement sur des selles liquides ou glaireuses ou après dilution dans l'eau physiologique à 0.9% sur des selles molles ou dures.

**Remarque :** L'examen direct après dilution dans l'eau de robinet, permet grâce à la présence de chlore dans cette eau de lyser rapidement les globules blancs qui peuvent être confondus avec les kystes d'*Entamoeba histolytica*.

**-Protocole opératoire (Figure 45) :**

- A l'aide d'une baguette en verre, prélever des selles en superficie et en profondeur à différents endroits ;
- Diluer ces particules de matières fécales au  $1/10^{\text{ème}}$  dans de l'eau physiologique à 9 ‰ (la préparation ne doit pas être trop concentrée ni trop diluée) ;
- Déposer une petite goutte de la dilution entre lame et lamelle.

**-Lecture microscopique :** Lire au microscope optique au grossissement x10 puis x40 (balayer toute la lame avec des mouvements en zig zag soit de haut en bas soit de droite à gauche (**Figure 44**)).



**Figure 44 :** Lecture des lames en zig zag.



### ❖ Examen après coloration entre lame et lamelle (colorations extemporanées) :

#### ○ Coloration au lugol :

Elle permet de mieux visualiser certains éléments d'identification.

**-Réactifs utilisés (Annexe 1).**

**-Protocole opératoire (Figure 46) :**

La même dilution en eau physiologique préparée dans l'examen à l'état frais est utilisée dans cet examen. On prend une lame porte objet sur laquelle on dépose une goutte de cette suspension et on rajoute une goutte de lugol double à 1% puis on recouvre d'une lamelle.

**-Lecture microscopique :** La lecture se fait en zig zag de droite à gauche ou de haut en bas à l'objectif x10 puis l'objectif x40.

Le lugol permet de colorer la vacuole iodophile des kystes de *Pseudolimax butschlii* en brun acajou et les structures nucléaires des formes kystique ou végétatives des autres protozoaires.

#### ○ MIF coloration :

C'est une méthode de fixation et de coloration qui permet une bonne observation des structures nucléaires nécessaires à l'identification des formes végétatives ou kystiques de nombreux protozoaires en particulier les amibes.

Cette technique peut s'effectuer entre lame et lamelle (pour la coloration) ou sur tubes (pour la coloration et la conservation des formes parasitaires).

**-Réactifs utilisés (Annexe 1).**

**-Protocole opératoire de la coloration :**

- Pratiquer une dilution au 1/10<sup>ème</sup> d'une quantité de selles dans l'eau physiologique ;
- Prélever une goutte de la dilution sur laquelle il faut ajouter une goutte du colorant ;
- Recouvrir d'une lamelle et lutter la lame ;
- Examiner la préparation après 20 à 30 minutes au microscope optique au G x10 puis G x40.

**-Lecture microscopique :** -La lecture immédiate montre des kystes et des formes végétatives de couleur vert jaunâtre.

-Si la lecture est retardée, la membrane nucléaire se colore en noir et le cytoplasme en rouge.

### -Protocole opératoire de la conservation :

- Mettre dans des tubes à hémolyse un gros pois de matières fécales à l'aide d'une tigelle ;
- Ajouter le colorant préalablement préparé et homogénéiser le tout ;
- Après 20 à 30 minutes, les selles se sont déposées dans le fond du tube et la couche superficielle du sédiment est la plus riche en protozoaires.

Les selles ainsi fixées peuvent être conservées plusieurs mois voire plusieurs années en boîte obscure.

Pour les réétudier, il est nécessaire de bien agiter le tube puis de le laisser à nouveau reposer pendant 20 minutes.

#### ➤ Examen microscopique après concentration : La technique de Ritchie simplifiée.

Cette technique permet d'augmenter la sensibilité de la recherche des formes kystiques.

### -Protocole opératoire (Figure 47) :

- Dans un verre à pied, triturer 2g de selles dans 100 ml d'eau formolée à 10% ;
- Tamiser et verser dans un tube à centrifuger 2/3 de la dilution fécale et 1/3 d'éther ;
- Agiter jusqu'à l'obtention d'une solution homogène ;
- Centrifuger à 1500 tours/minute pendant 3 à 5 minutes ;
- Après centrifugation, on obtient obligatoirement la formation de quatre phases et qui sont citées par ordre de haut en bas (Figure 48) :

-Une couche supérieure représentée par l'éther.

-Une couche intermédiaire faite de résidus lipophiles.

-Une couche aqueuse faite de formol.

-Le culot qui nous intéresse et qui contient les éléments parasitaires.

- Jeter le surnageant et examiner le culot.

-**Lecture microscopique** : Le culot est examiné entre lame et lamelle avec ou sans lugol au microscope optique à l'objectif x40.

#### ➤ Coloration spécifique :

##### ○ Coloration de Ziehl-Neelson modifiée :

Elle permet de mettre en évidence les oocystes des coccidies en particulier ceux de *Cryptosporidium sp.*

### -Réactifs utilisés (Annexe 1).

#### -Protocole opératoire :

- Sur une lame dégraissée, un étalement du culot de concentration résultant de la technique de Ritchie est réalisé puis séché par agitation ou à l'aide de sécheur électrique des frottis ;
- Fixer pendant 5 minutes au méthanol ;
- Colorer les frottis par la fuchsine phéniquée pendant une heure à froid ;
- Après rinçage à l'eau du robinet on passe la lame dans un bain d'acide sulfurique à 2% pendant 20 secondes en agitant puis on rince à nouveau ;
- Pratiquer une contre coloration pendant 5 minutes avec le vert malachite (ou le bleu de méthylène) à 5% ;
- Rincer à l'eau de robinet et sécher à l'air.

**-Lecture microscopique :** La lame est observée au microscope optique au grossissement x100 (à l'immersion).

Le fond de la préparation est le plus souvent vert pâle. Les oocystes sont facilement repérables par leur coloration qui varie du rose au rouge foncé.

#### ○ Coloration au Giemsa :

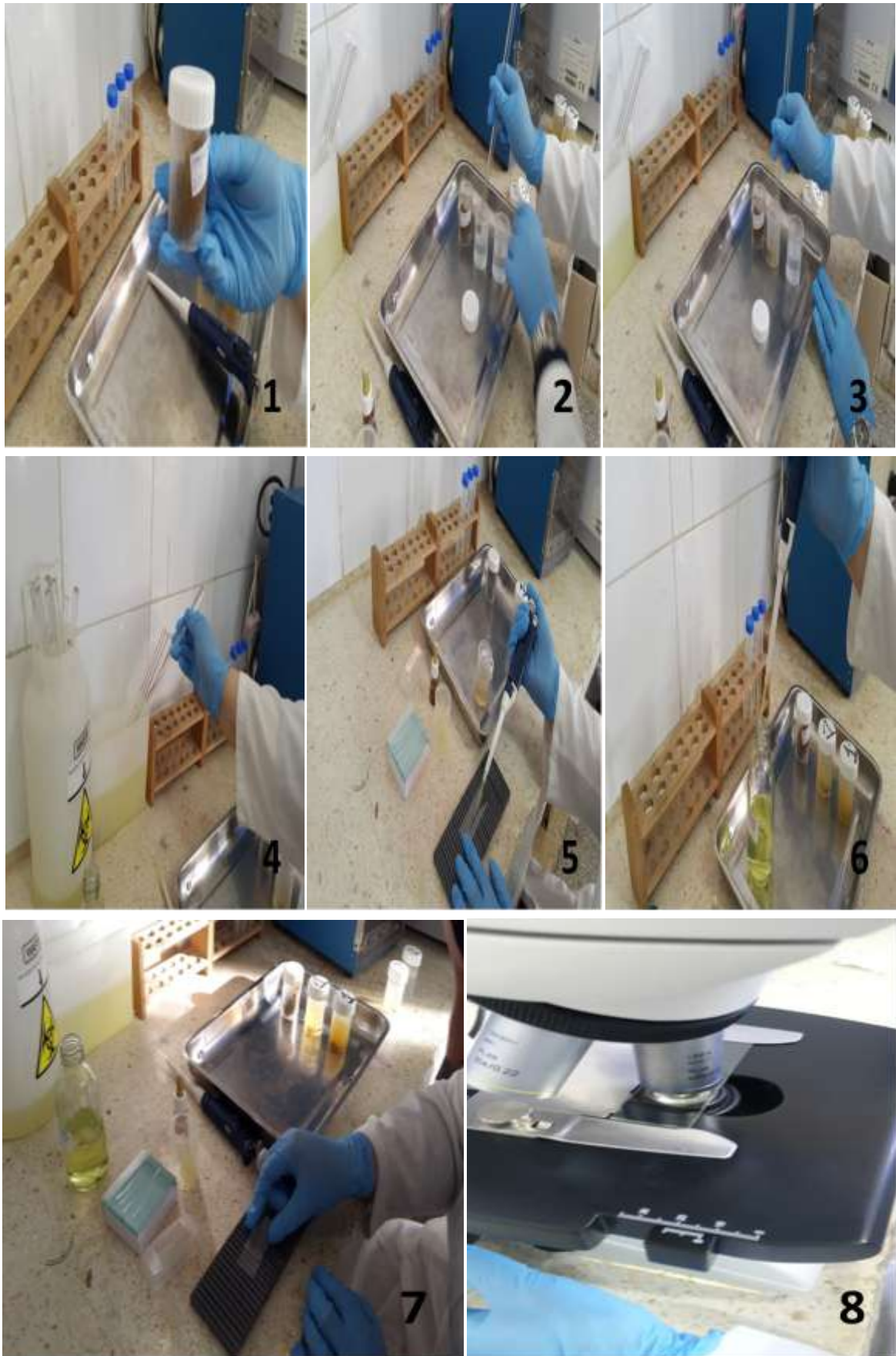
Elle est utilisée en cas d'observation des formes végétatives au cours de l'examen direct à l'état frais.

#### -Protocole opératoire :

- Réaliser un frottis fécale à partir de la dilution à l'eau physiologique ;
- Laisser sécher à l'air libre ;
- Fixer à l'aide de méthanol pendant 5 minutes ;
- Colorer le frottis par le Giemsa à 10% pendant 30 à 45 minutes ;
- Rincer les frottis à l'eau de robinet ;
- Monter la lame ;
- Lire au microscope optique à l'objectif x40 puis à l'immersion.

**-Lecture microscopique :** Le cytoplasme des formes végétatives est coloré en bleu alors que les flagelles et les noyaux sont colorés en rouge.

**Remarque :** Cette technique ne donne pas de très bons résultats pour l'observation des formes végétatives [38].



**Figure 45 :** Les étapes de l'examen parasitologique des selles à l'état frais.



Figure 46 : Le protocole opératoire de la coloration au lugol.

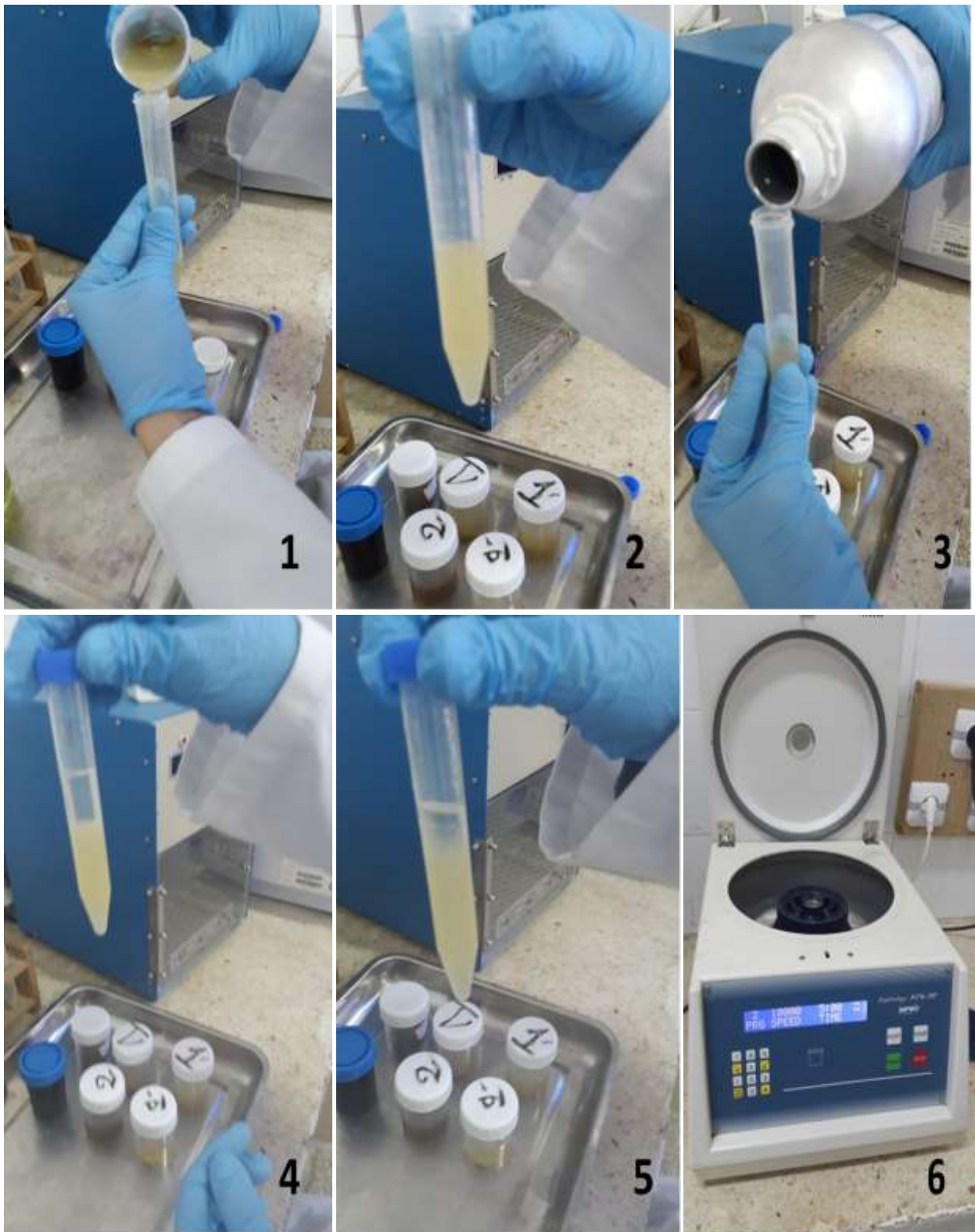
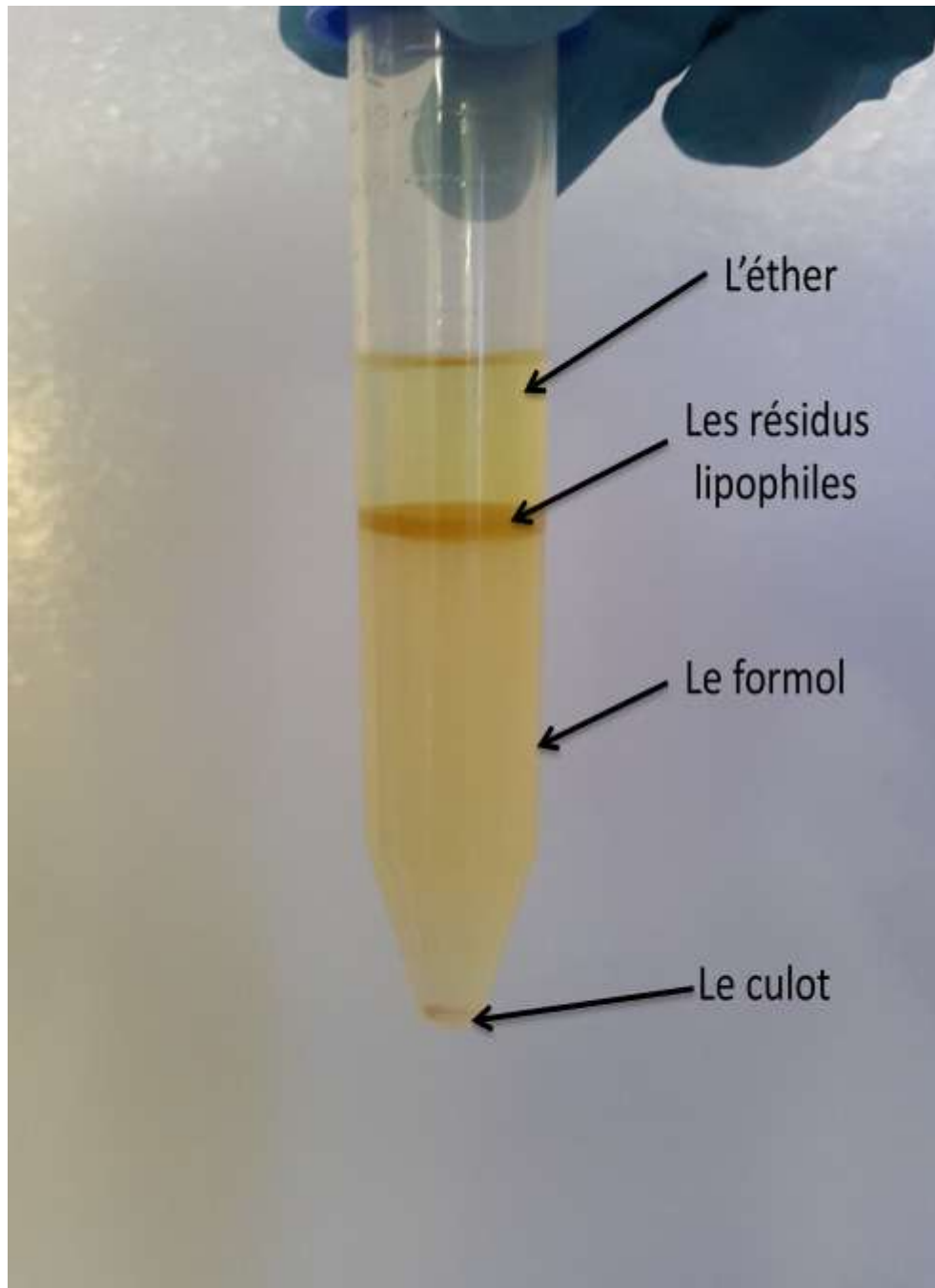


Figure 47 : Le Protocole opératoire de la technique de Ritchie.






**Figure 48 :** Résultat de la technique de Ritchie.

**3.2.3 Les différentes formes parasitaires retrouvées :**

Les différentes formes des protozoaires retrouvées au cours de cette étude sont illustrées dans le tableau suivant :

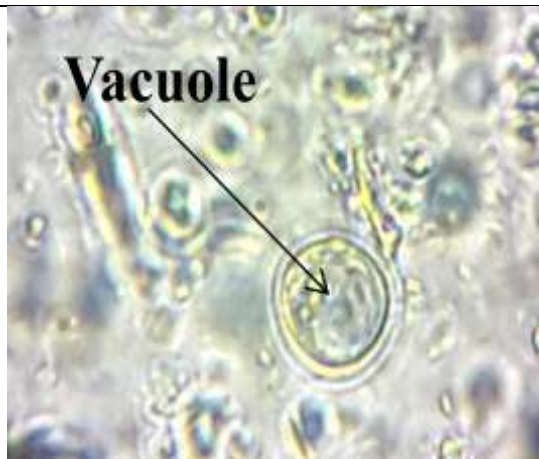
**Tableau XX :** Les différentes formes parasitaires diagnostiquées durant cette enquête.

 <p><b>Caryosome centrale</b></p>	<p><b>Figure 49 :</b> Kyste d'<i>Entamoeba histolytica</i> Coloration au lugol Grossissement x100</p>
	<p><b>Figure 50 :</b> Kyste d'<i>Entamoeba coli</i> A l'état frais Grossissement x100</p>
	<p><b>Figure 51 :</b> Kyste d'<i>Entamoeba coli</i> Coloration au lugol Grossissement x40</p>

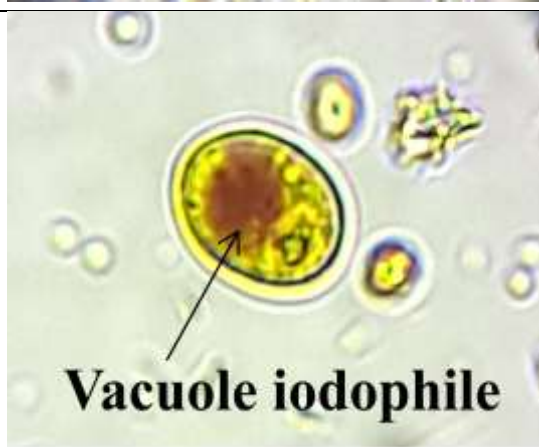




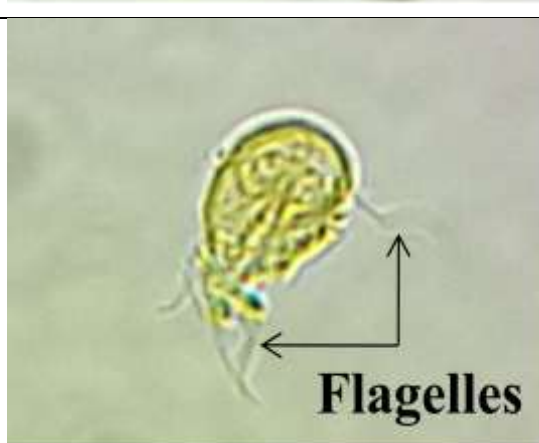
**Figure 52 :** Kyste d'*Endolimax nanus*  
Coloration au lugol  
Grossissement x100



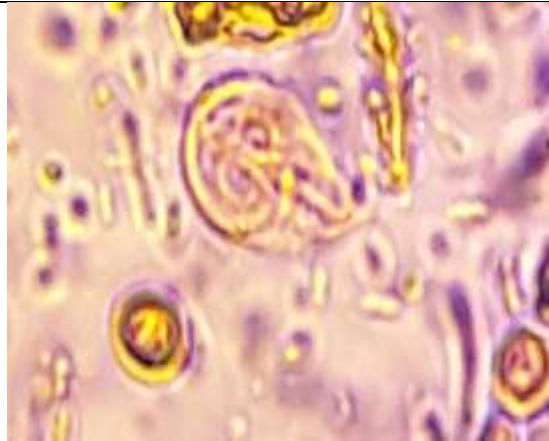
**Figure 53 :** Kyste de *Pseudolimax butschlii*  
A l'état frais  
Grossissement x40



**Figure 54 :** Kyste de *Pseudolimax butschlii*  
Coloration au lugol  
Grossissement x40



**Figure 55 :** Forme végétative de *Giardia intestinalis*  
Coloration au lugol  
Grossissement x40



**Figure 56 :** Forme végétative de *Giardia intestinalis*  
Coloration au MIF  
Grossissement x40



**Figure 57 :** Kyste de *Giardia intestinalis*  
Coloration au lugol  
Grossissement x40



**Figure 58 :** Kyste *Giardia intestinalis*  
A l'état frais  
Grossissement x40



**Figure 59 :** Kyste de *Chilomastix mesnili*  
Coloration au lugol  
Grossissement x40



**Figure 61 :** Kyste de *Chilomastix mesnili*  
A l'état frais  
Grossissement x40



**Figure 60 :** Kyste de *Blastocystis hominis*  
Coloration au lugol  
Grossissement x40



# **RESULTATS**

## 4. Résultats et interprétations :

### 4.1 Caractéristiques de la population étudiée :

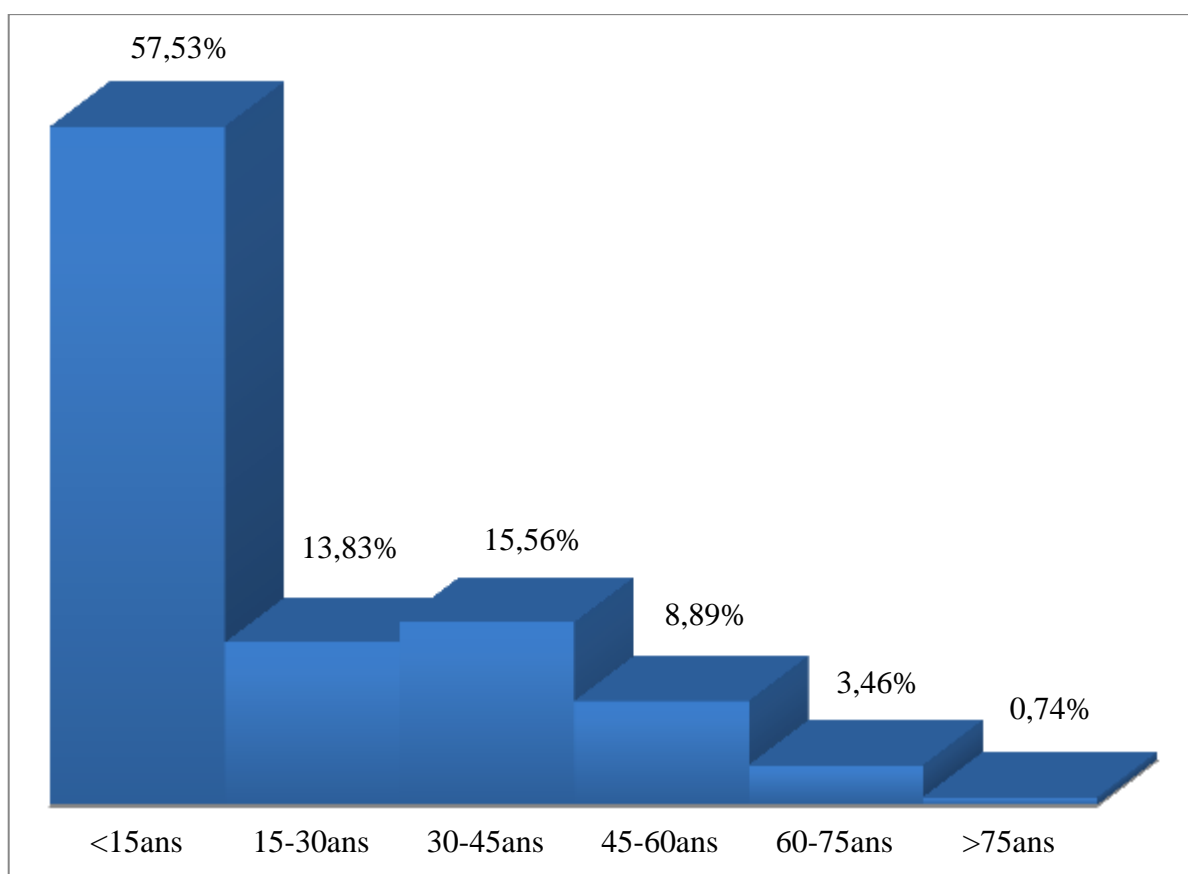
Le nombre de patients inclus dans l'étude est de 405 patients. Cependant, les particularités liées à la biologie du parasite, à son abondance ou aux limites des techniques permettant sa détection, suggèrent qu'un seul EPS, plutôt que trois tel que préconisé par la plupart des auteurs, peut sous-estimer la réalité du parasitisme intestinal chez la population étudiée.

Par conséquent, on a étudié 560 EPS pour ces 405 patients.

#### 4.1.1 Caractéristiques démographiques :

##### 4.1.1.1 La répartition selon l'âge :

Pour définir la répartition de la population étudiée selon l'âge, nous avons réalisé le regroupement par tranche de 15 ans (**Figure 62**).



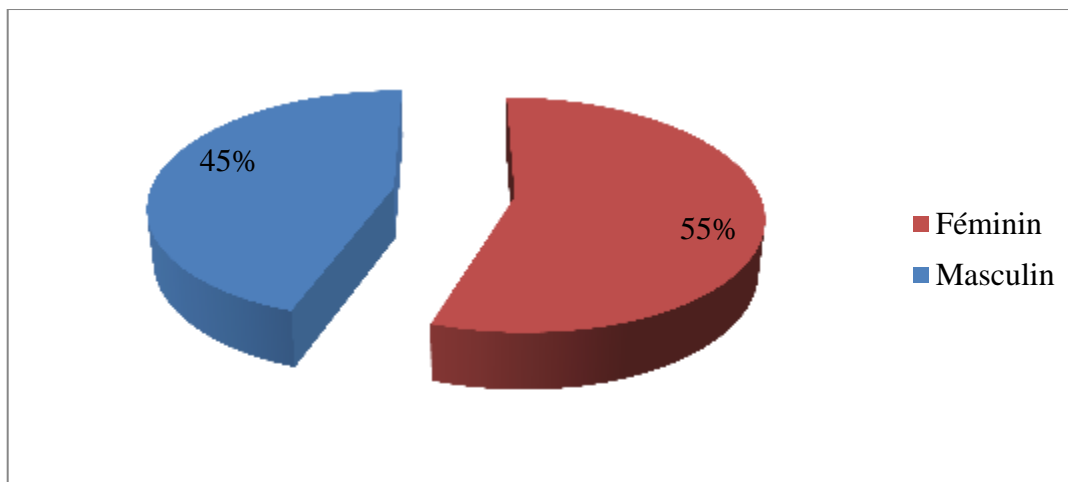
**Figure 62** : Répartition de la population étudiée selon les tranches d'âge.

Les patients inclus dans cette étude étaient âgés de 1 à 81 ans, soit une moyenne d'âge de 19 ans avec un écart type de 19.61.

On remarque que l'EPS est demandé le plus souvent chez les patients âgés de moins de 15 ans avec une proportion de 57.53%.

#### 4.1.1.2 La répartition selon le sexe :

La figure suivante représente la répartition de la population étudiée selon le sexe (**Figure 63**).



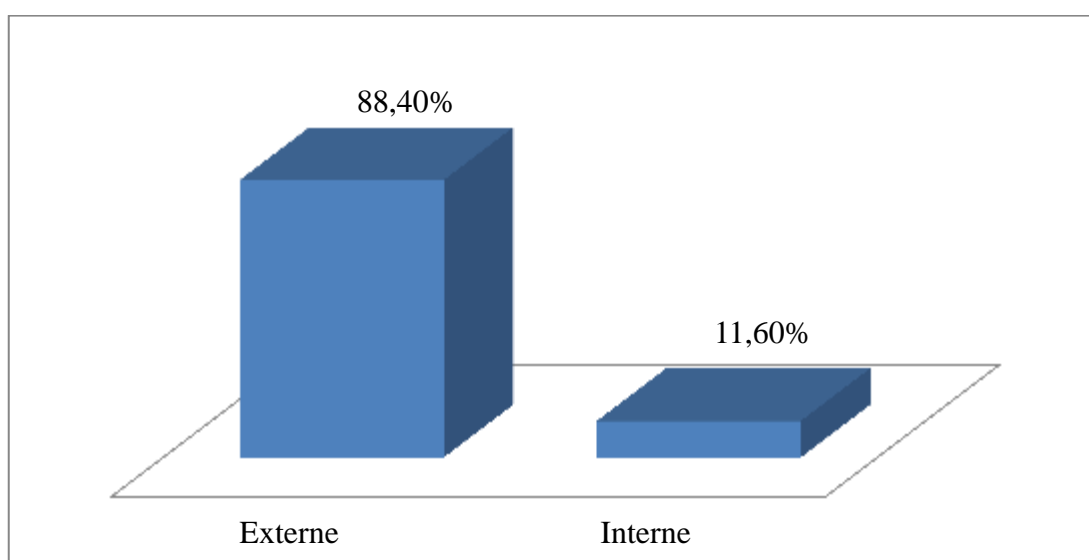
**Figure 63** : Répartition de la population étudiée selon le sexe.

Le sex-ratio est de 0.81.

On remarque que la proportion des EPS totaux des patients de sexe masculin est presque la même que celle des sujets de sexe féminin avec une légère augmentation chez ces derniers.

#### 4.1.1.3 La répartition selon le type de consultation :

La figure suivante montre la répartition de la population étudiée selon le type de consultation (**Figure 64**).

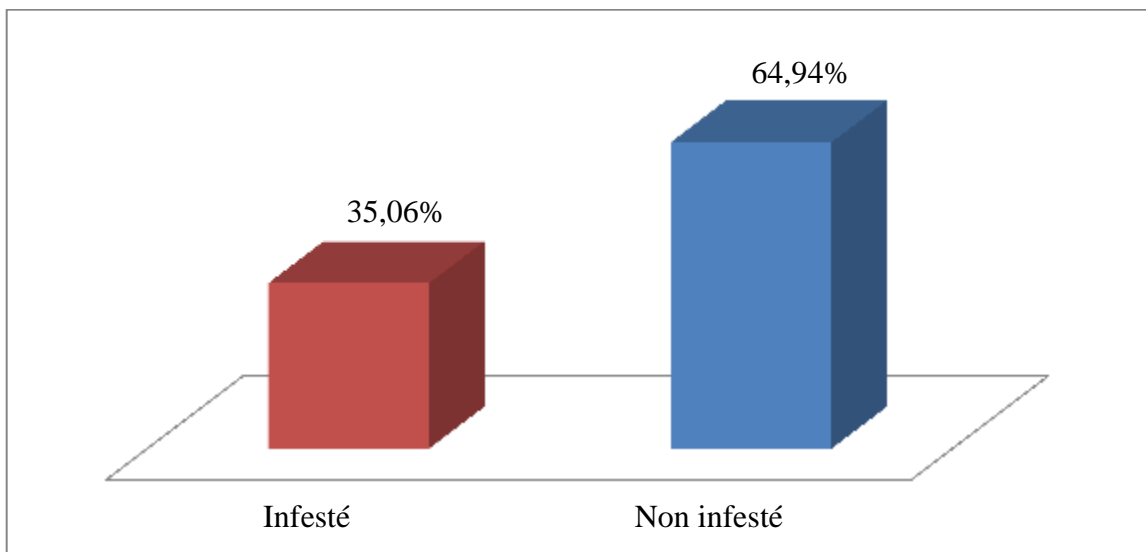


**Figure 64** : Répartition de la population étudiée selon le type de consultation.

Selon le statut hospitalier, les patients externes représentent la majorité des cas avec un pourcentage de 88.40%.

**4.1.2 Prévalence des parasitoses intestinales :**

Le résultat global des EPS est mentionné sur le diagramme suivant (**Figure 65**) :



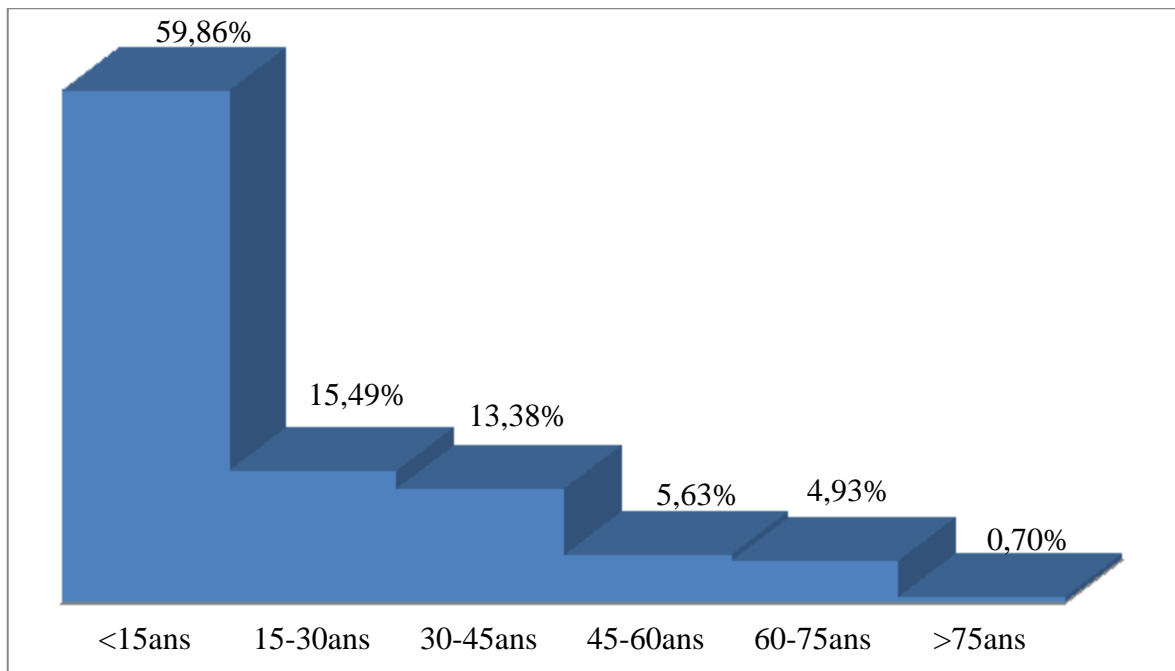
**Figure 65 :** Prévalence des protozooses intestinales chez la population étudiée.

L'EPS est revenu positif pour 142 patients soit une prévalence de 35.06%.

**4.1.2.1 Variation de la prévalence globale des protozooses intestinales :**

➤ **Selon l'âge :**

La figure suivante représente la répartition des cas positifs selon l'âge (**Figure 66**).



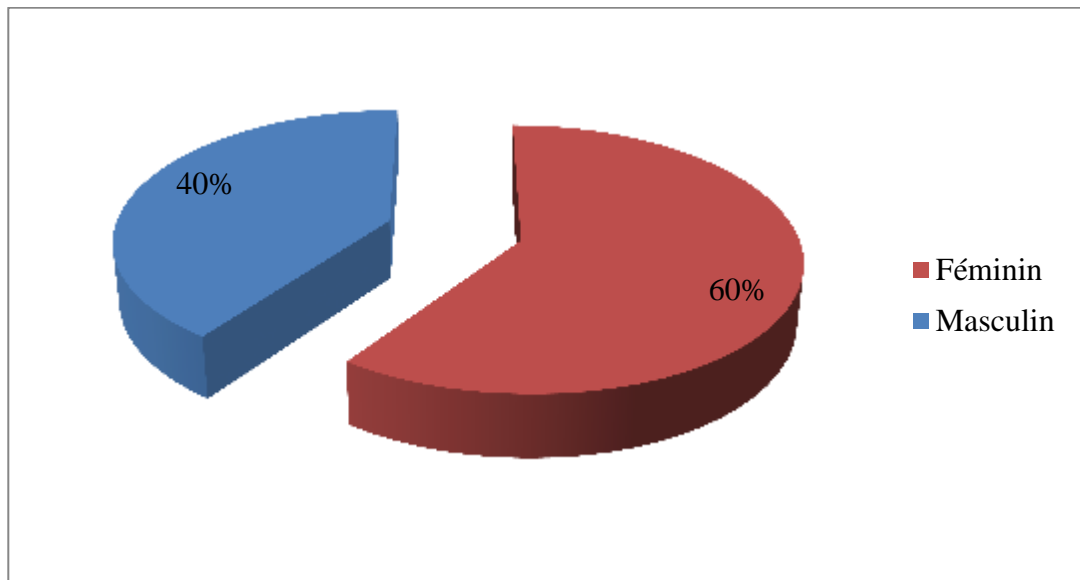
**Figure 66 :** Répartition des cas positifs par tranches d'âge.

P>0.05

Les sujets âgés de moins de 15 ans sont les plus touchés par les protozooses intestinales avec un pourcentage de 59.86%, mais la relation entre ces affections et les différentes tranches d'âge n'est pas significative dans notre population.

➤ **Selon le sexe :**

La répartition des cas positifs selon le sexe est représentée par la figure suivante (**Figure 67**) :



**Figure 67 :** Répartition des cas positifs selon le sexe.

$p > 0.05$

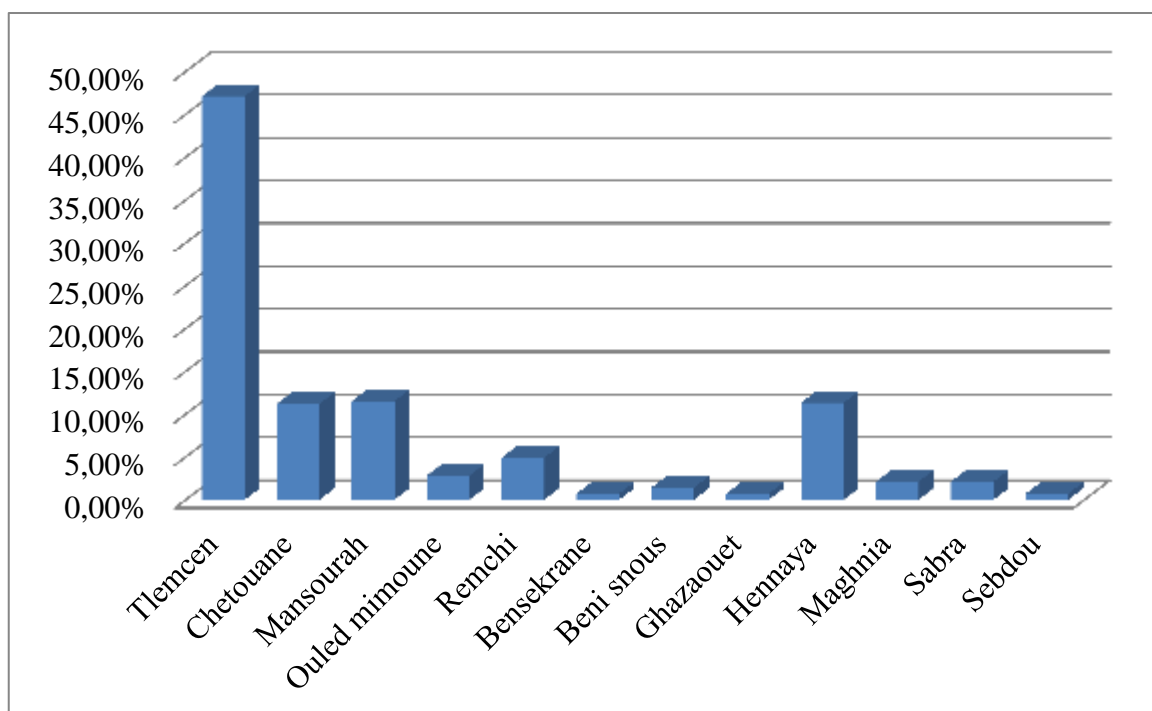
Le sex-ratio est de 0.67.

Pour les EPS positifs, le pourcentage est plus élevé chez les patients de sexe féminin avec une proportion de 60 %, mais l'association n'est pas significative entre le sexe des patients et le parasitisme intestinal.

➤ **Selon l'origine géographique :**

Le diagramme suivant montre la répartition des cas positifs selon les daïras de la wilaya de Tlemcen (**Figure 68**).



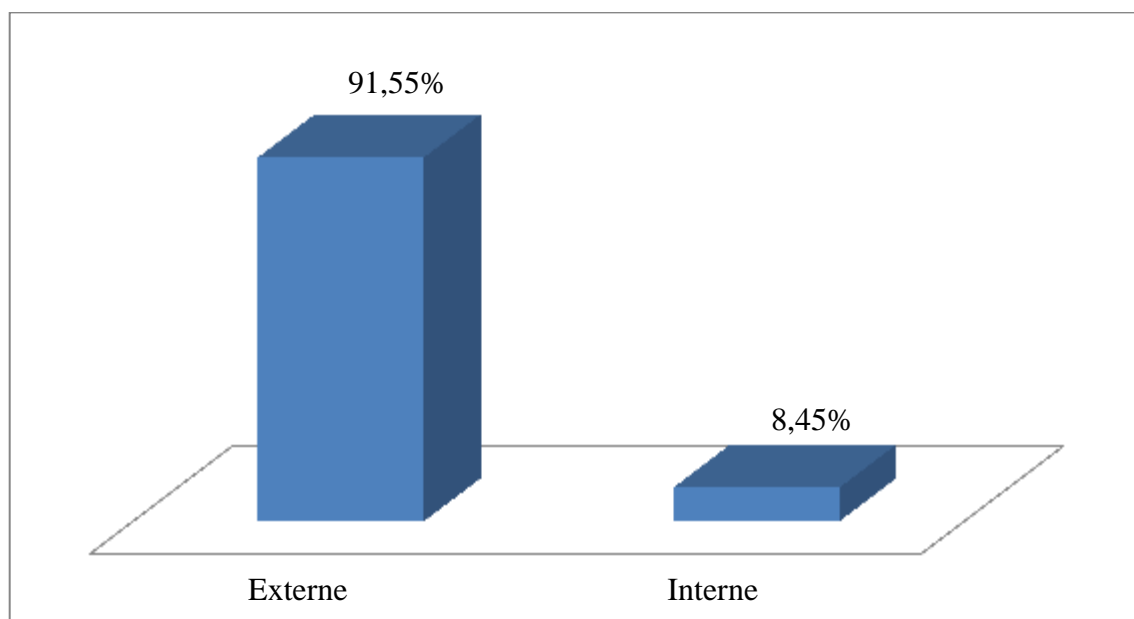


**Figure 68 :** Répartition des cas positifs selon l'origine géographique.

La daïra de Tlemcen représente la région la plus touchée par les protozooses intestinales avec un pourcentage de 47.10% suivie de la daïra de Mansourah (11.50%), de Hennaya (11.30%) et de Chetouane (11.20%).

➤ **Selon le type de consultation :**

La répartition des cas positifs selon le type de consultation est illustrée par la figure suivante (**Figure 69**) :

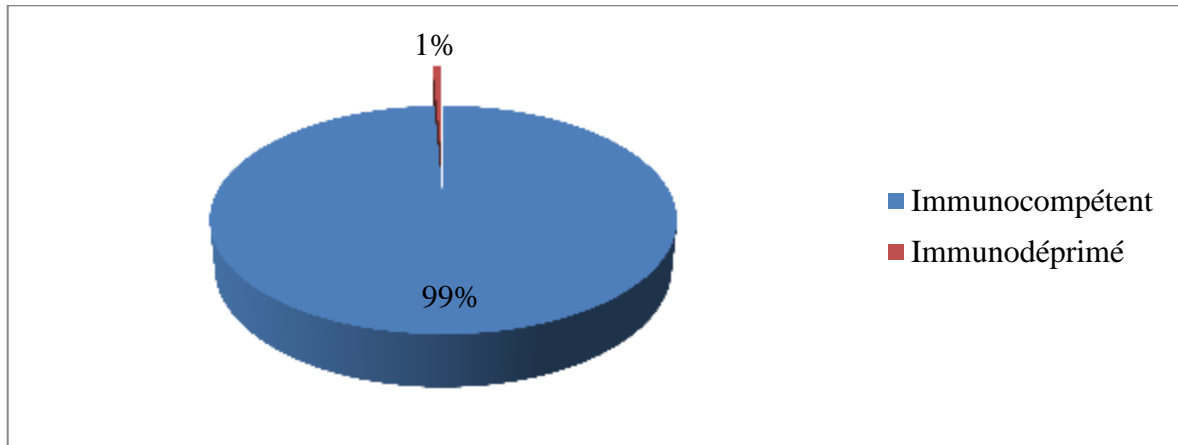


**Figure 69 :** Répartition des cas positifs selon le type de consultation.

Parmi les 142 cas positifs, les patients consultant en externe avaient le pourcentage le plus élevé (91.55%).

➤ **Selon l'état immunitaire :**

La figure ci-dessous montre la répartition des cas positifs selon leur état immunitaire (**Figure 70**).

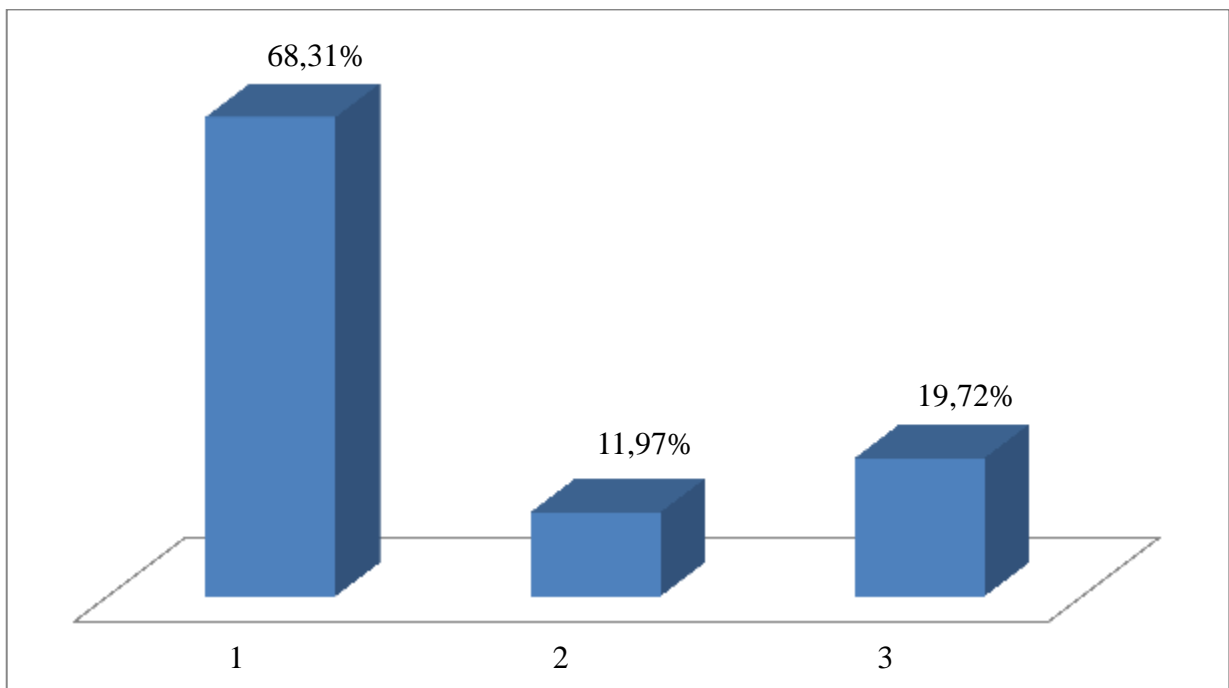


**Figure 70 :** Répartition des cas positifs selon l'état immunitaire.

Sur l'ensemble des cas positifs retrouvés, on peut dire que la totalité des patients étaient des immunocompétents avec une proportion de 99%.

➤ **Selon le nombre de prélèvements :**

Le graphe ci-dessous représente la répartition des cas positifs selon le nombre de prélèvements effectués pour chaque patient (**Figure 71**).

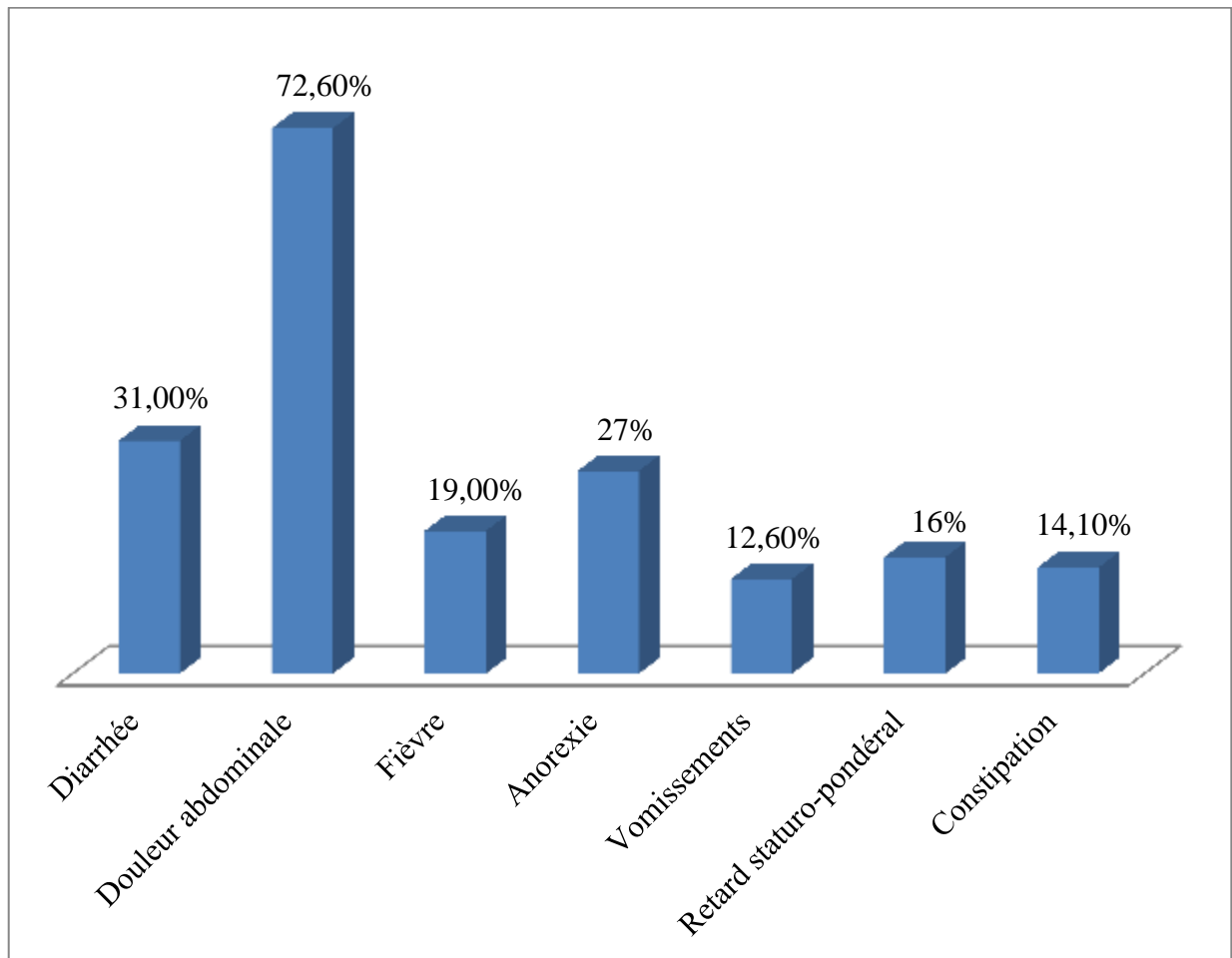


**Figure 71 :** Répartition des cas positifs selon le nombre de prélèvements effectués.

On remarque que la majorité des EPS effectués étaient positifs dès le premier examen avec un pourcentage de 68.31%.

➤ **Selon la symptomatologie :**

Les différents signes cliniques retrouvés chez les cas positifs sont représentés par la figure ci-dessous (**Figure 72**).



**Figure 72 :** Répartition des cas positifs selon les signes cliniques.

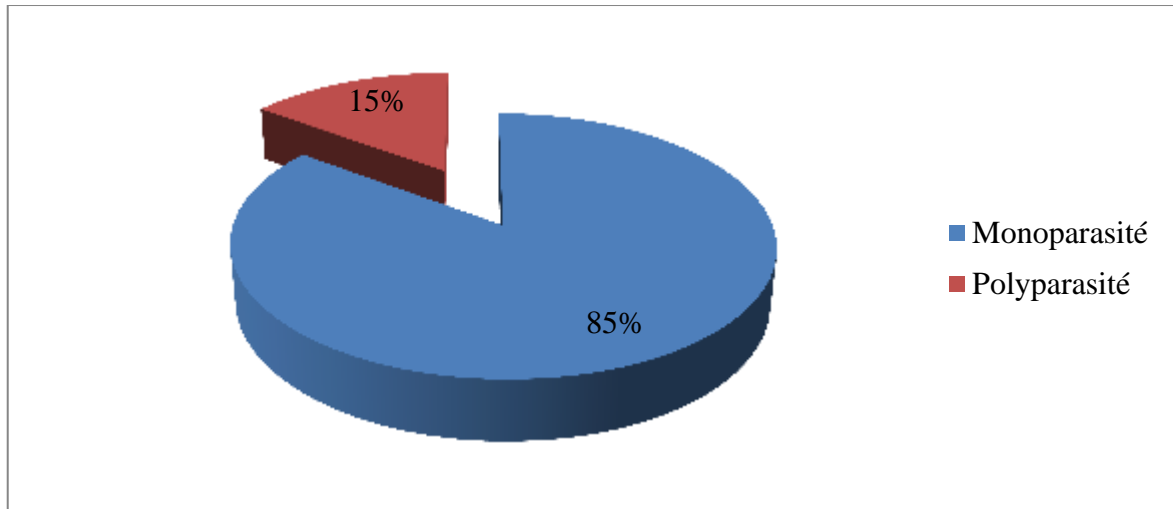
Selon cet histogramme, on remarque que la symptomatologie digestive domine les tableaux cliniques et elle était représentée majoritairement par la douleur abdominale (72.60%).

Le test de khi-deux montre qu'il y a une relation significative ( $p < 0.05$ ) entre le parasitisme intestinal et la douleur abdominale.

En revanche les relations entre le parasitisme intestinal et les autres symptômes étaient statistiquement non significatives ( $p > 0.05$ ).

➤ **Selon les modalités du parasitisme :**

La figure suivante montre la fréquence du mono et du polyparasitisme chez les patients (**Figure 73**).

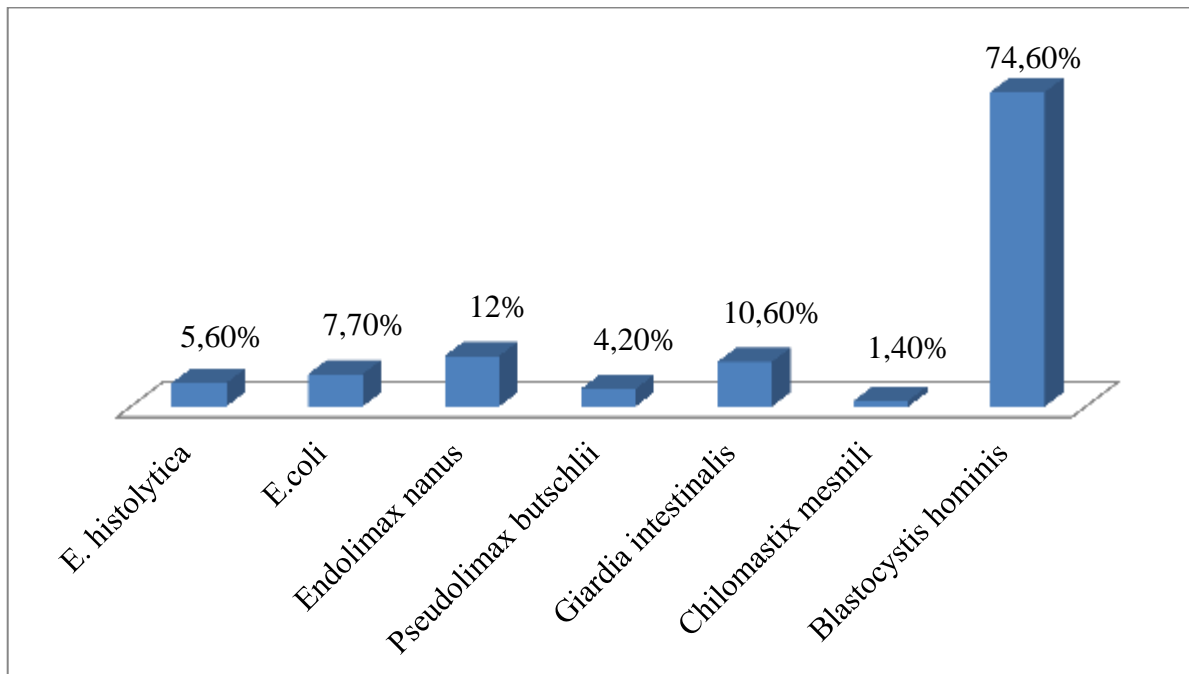


**Figure 73 :** Prévalence du mono et du polyparasitisme.

On note que 85% des cas étaient monoparasités.

➤ **Selon les espèces parasitaires isolées :**

Les différentes espèces parasitaires isolées sont représentées par la figure suivante (**Figure 74**) :



**Figure 74 :** Répartition des espèces parasitaires isolées par l'EPS.

L'EPS nous a conduit à isoler 7 espèces parasitaires dont l'espèce de *Blastocystis hominis* était la plus fréquente (74.60%) suivie d'*Endolimax nanus* (12%) et *Giardia intestinalis* (10.60%).

➤ **Selon le type des associations observées :**

Les différentes associations des espèces parasitaires retrouvées chez les 11 cas polyparasités signalés précédemment sont mentionnées dans le tableau suivant :

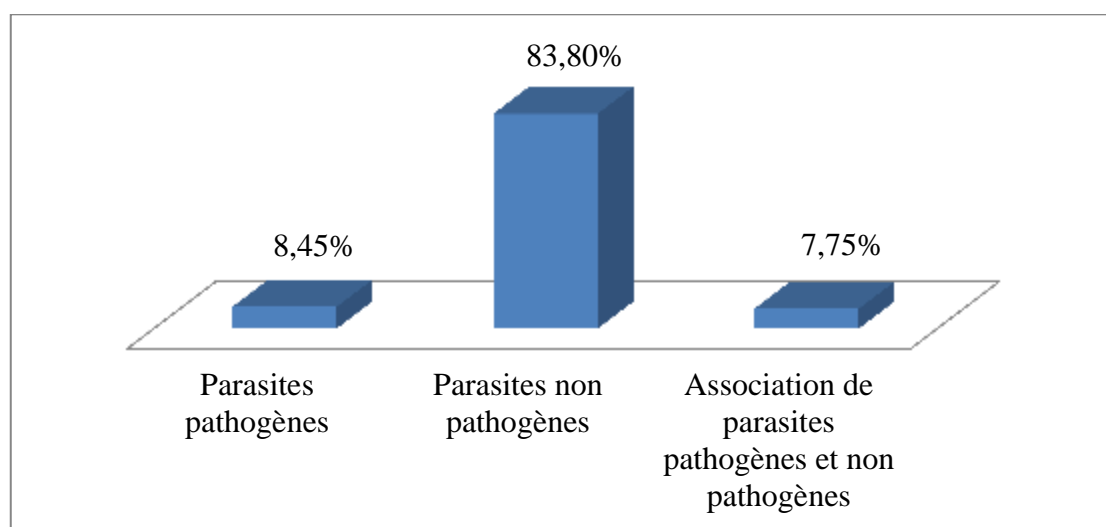
**Tableau XXI :** Type des associations parasitaires observées :

<b>Parasites associés</b>	<b>Effectif</b>	<b>Pourcentage</b>
<i>Entamoeba histolytica</i> + <i>E. coli</i> + <i>Giardia intestinalis</i> .	2	18,18%
<i>Entamoeba histolytica</i> + <i>Endolimax nanus</i> + <i>Blastocystis hominis</i> .	3	27,27%
<i>Pseudolimax butschlii</i> + <i>Endolimax nanus</i> + <i>Giardia intestinalis</i> .	1	9,09%
<i>Giardia intestinalis</i> + <i>Blastocystis hominis</i> + <i>E.coli</i> .	1	9,09%
<i>Entamoeba histolytica</i> + <i>Chilomastix mesnili</i> .	1	9,09%
<i>Giardia intestinalis</i> + <i>Chilomastix mesnili</i> .	1	9,09%
<i>Giardia intestinalis</i> + <i>Blastocystis hominis</i> .	1	9,09%
<i>Giardia intestinalis</i> + <i>E.coli</i> .	1	9,09%
Total	11	100%

On remarque que l'association « *Entamoeba histolytica*, *Endolimax nanus* et *Blastocystis hominis* » était la plus retrouvée avec un pourcentage de 27,27%.

➤ **Selon la pathogénie des espèces parasitaires :**

Les résultats de l'EPS en fonction de la pathogénie des espèces parasitaires sont précisés dans la figure suivante (**Figure 75**) :

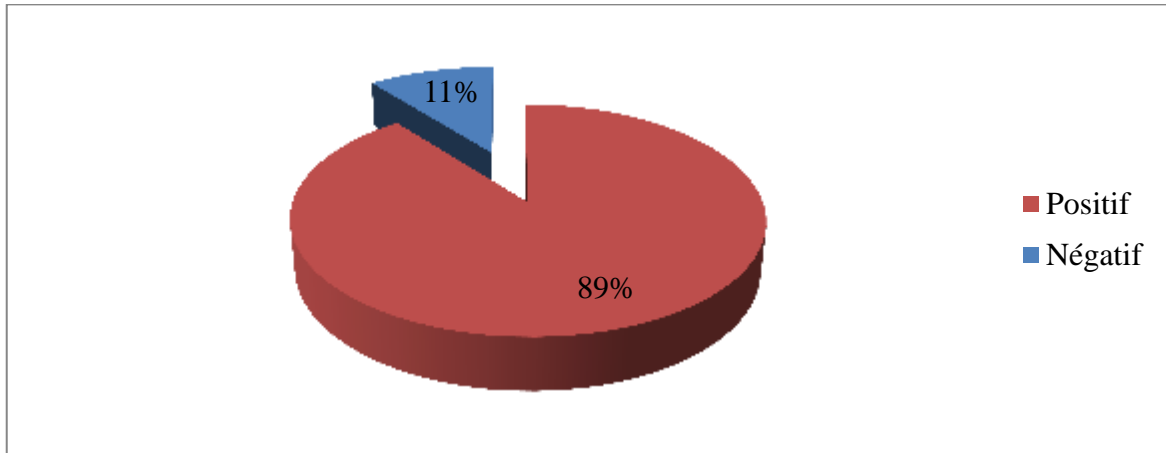


**Figure 75 :** Répartition des parasites isolés par l'EPS selon la pathogénie.

On note que 83.80% des parasites isolés étaient des espèces non pathogènes.

➤ **Selon les résultats de l'examen direct :**

La figure suivante montre le taux de positivité des protozooses intestinales retrouvé par l'examen direct (**Figure 76**).

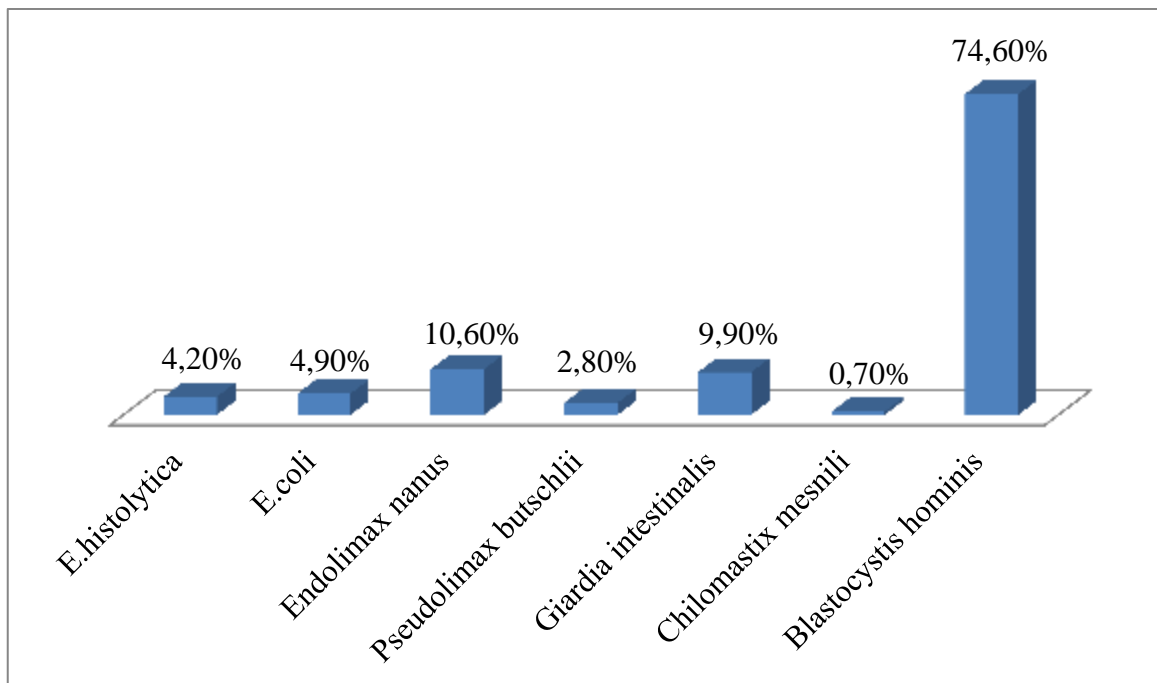


**Figure 76 :** Prévalence des protozooses intestinales selon les résultats de l'examen direct.

L'examen direct nous a objectivé une positivité dans 89% des cas.

✓ **Fréquence des espèces parasitaires isolées par l'examen direct :**

L'histogramme suivant montre la répartition des différentes espèces parasitaires isolées par l'examen direct (**Figure 77**).

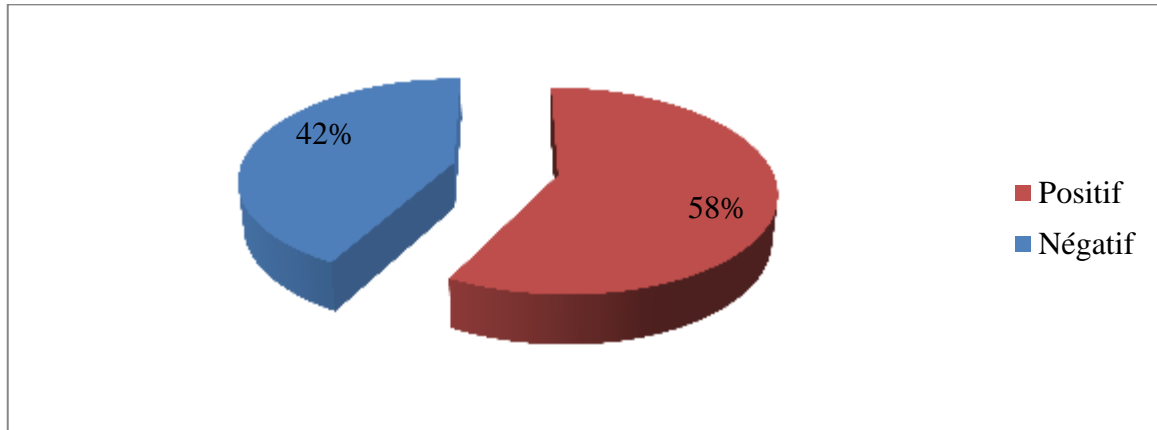


**Figure 77 :** Répartition des espèces parasitaires isolées par l'examen direct.

Le *Blastocystis hominis* était l'espèce majoritairement isolée par l'examen direct avec une fréquence de 74.60%.

➤ Selon les résultats de la technique de Ritchie :

Le secteur suivant représente le taux de positivité du parasitisme intestinal selon la technique de Ritchie (**Figure 78**).

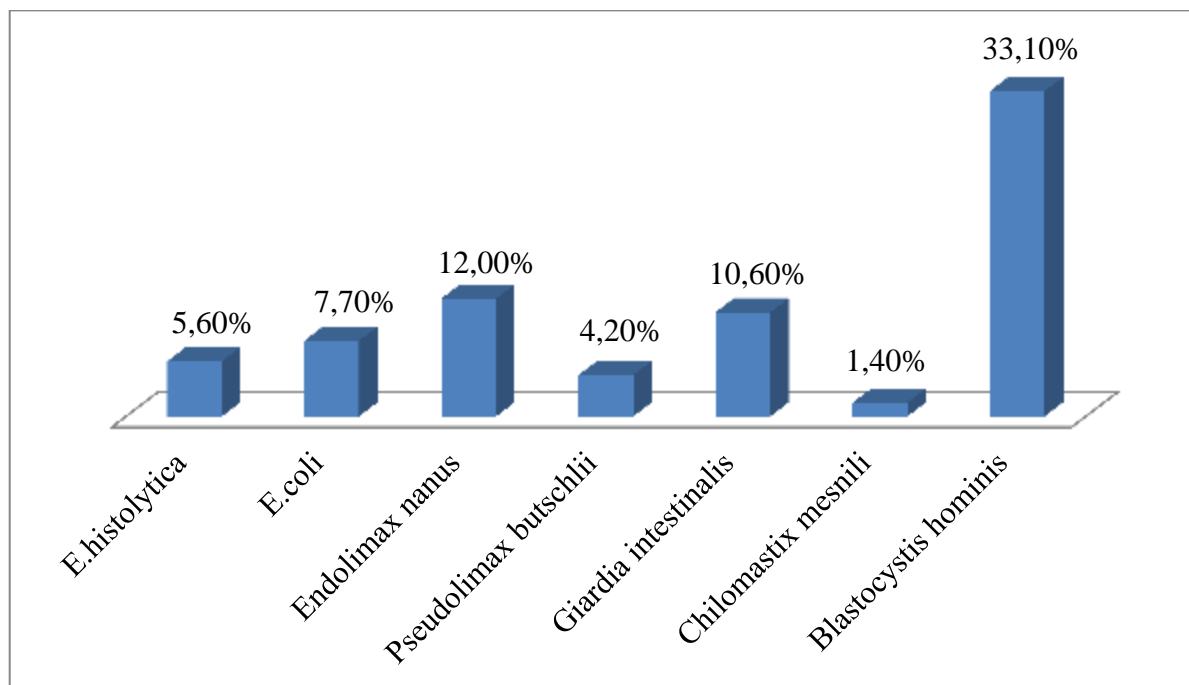


**Figure 78** : Prévalence des protozooses intestinales selon les résultats de la technique de Ritchie.

La technique de Ritchie a permis de révéler la positivité dans le diagnostic des protozooses intestinales dans 58% des cas.

✓ **Fréquence des espèces parasitaires isolées par la technique de Ritchie.**

La figure ci-dessous montre la répartition des différentes espèces parasitaires isolées par la technique de Ritchie (**Figure79**).



**Figure 79** : Répartition des espèces parasitaires isolées par la technique de Ritchie.

Le *Blastocystis hominis* était l'espèce majoritairement isolée par la technique de Ritchie avec une fréquence de 33.10% suivie d'*Endolimax nanus* dans 12% des cas.

**4.1.1.1 Confrontation de l'examen direct à la technique de Ritchie :**

Le tableau suivant montre la comparaison des résultats de l'examen direct (sans enrichissement) et de la technique de Ritchie (avec enrichissement).

**Tableau XXIII :** Résultats avec et sans enrichissement.

Résultats sans enrichissement	Résultats avec enrichissement	Nombre de cas
Négatif	Négatif	263
Positif	Positif (même parasite isolé)	71
Négatif	<i>Entamoeba histolytica</i>	2
Négatif	<i>Entamoeba coli</i>	4
Négatif	<i>Pseudolimax butschlii</i>	2
Négatif	<i>Endolimax nanus</i>	2
Négatif	<i>Giardia intestinalis</i>	1
Négatif	<i>Chilomastix mesnili</i>	1
<i>Blastocystis hominis</i>	Négatif	59

On note que la technique de Ritchie a corrigé la négativité de l'examen direct dans 12 cas pour toutes les espèces parasitaires isolées en dehors de *Blastocystis hominis*. Cependant ce dernier était majoritairement révélé par l'examen direct.

**4.1.1.2 Répartitions des espèces parasitaires selon l'âge :**

Le tableau suivant montre la répartition des espèces parasitaires selon les différentes tranches d'âge des patients.

**Tableau XXII :** Répartition des espèces parasitaires selon les tranches d'âge.

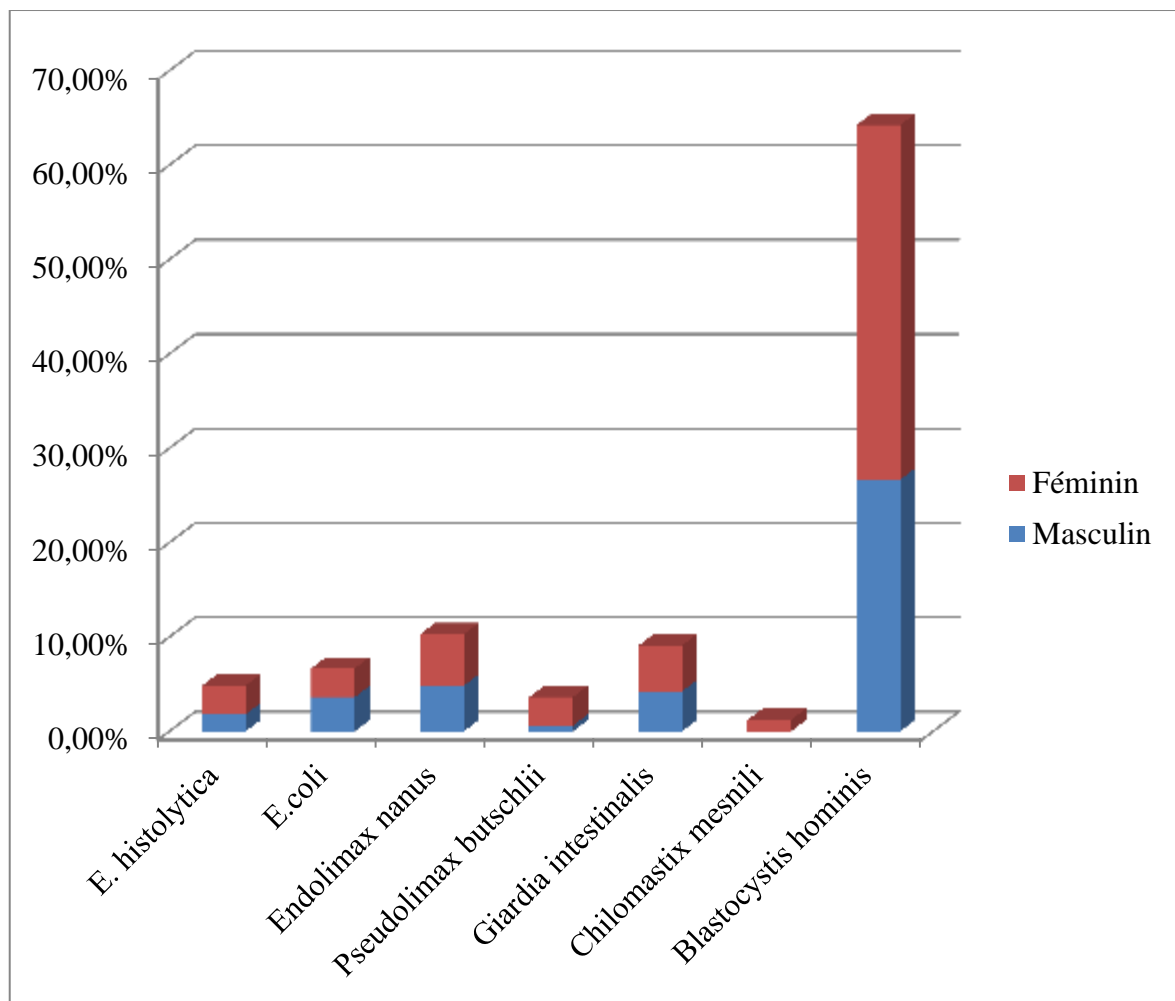
Age	<15ans	15-30ans	30-45ans	45-60ans	60-75ans	>75ans	P
Protozoaires							
<i>Entamoeba histolytica</i>	3,52%	0,70%	0,70%	0,70%	0%	0%	0,16>0,05
<i>Entamoeba coli</i>	4,92%	0,70%	0,70%	1,41%	0%	0%	0,47>0,05
<i>Endolimax nanus</i>	4,22%	3,52%	2,81%	1,41%	0%	0%	0,15>0,05
<i>Pseudolimax butschlii</i>	2,11%	0,70%	1,41%	0%	0%	0%	0,75>0,05
<i>Chilomastix mesnili</i>	1,41%	0%	0%	0%	0%	0%	0,92>0,05
<i>Giardia intestinalis</i>	8,45%	0%	0,70%	0,70%	0,70%	0%	0,47>0,05
<i>Blastocystis hominis</i>	42,25%	13,38%	10,56%	2,82%	4,93%	0,70%	0,16>0,05



L'analyse de la répartition des espèces parasitaires en fonction de l'âge des patients montre qu'il n'y a pas une relation statistiquement significative entre les tranches d'âges et les espèces de protozoaires retrouvées chez notre population.

**4.1.1.3 Répartitions des espèces parasitaires selon le sexe :**

Le diagramme suivant montre la répartition des différentes espèces parasitaires isolées par l'EPS selon le sexe (**Figure 80**).



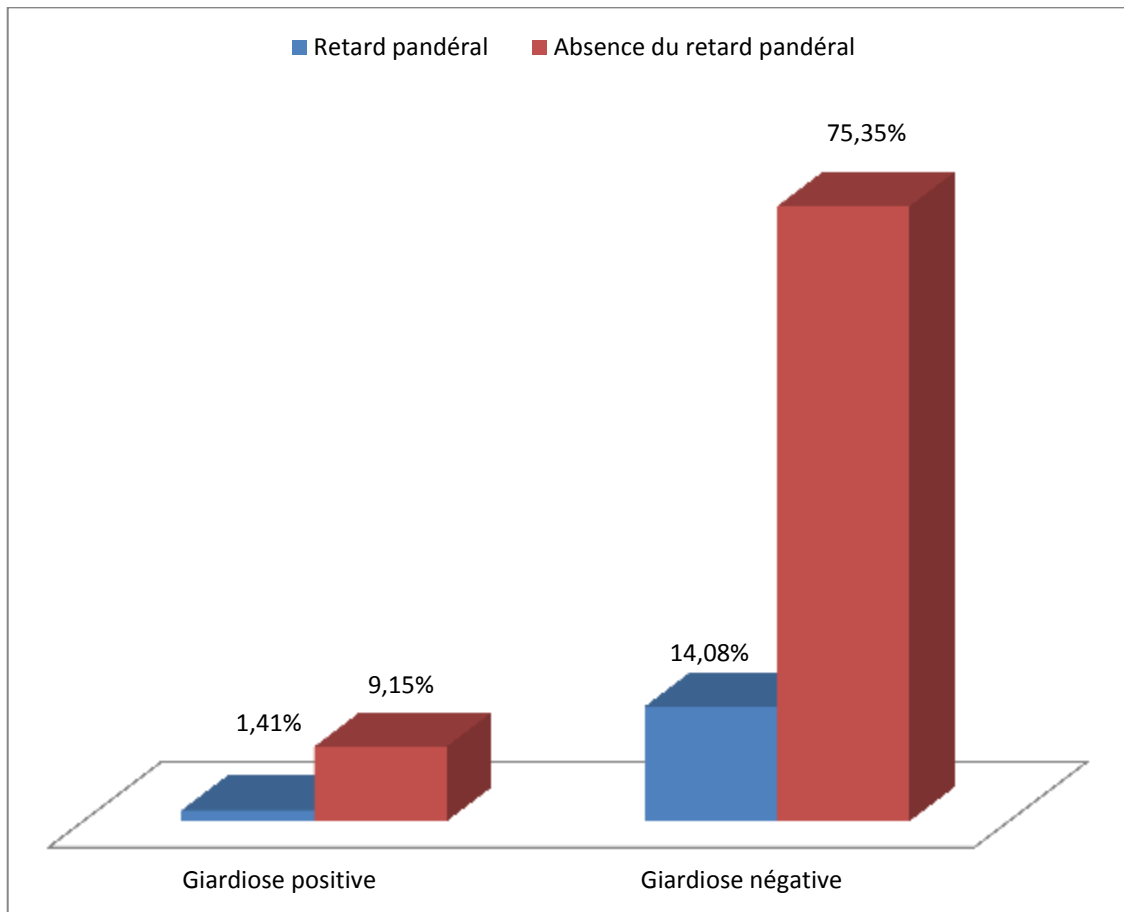
**Figure 80** : Répartition des espèces parasitaires selon le sexe.

P= 0.176 (> 0.05)

Le test de khi-deux montre que la répartition des espèces parasitaires en fonction du sexe de nos patients n'est pas statistiquement significative.

**4.1.1.4 Evaluation de la giardiose en fonction du retard staturo-pondéral :**

Le diagramme suivant représente la répartition des cas positifs présentant ou non une giardiose avec ou sans un retard staturo-pondéral (**Figure 81**).



**Figure 81:** Evaluation de la giardiose en fonction du retard staturo-pondéral.

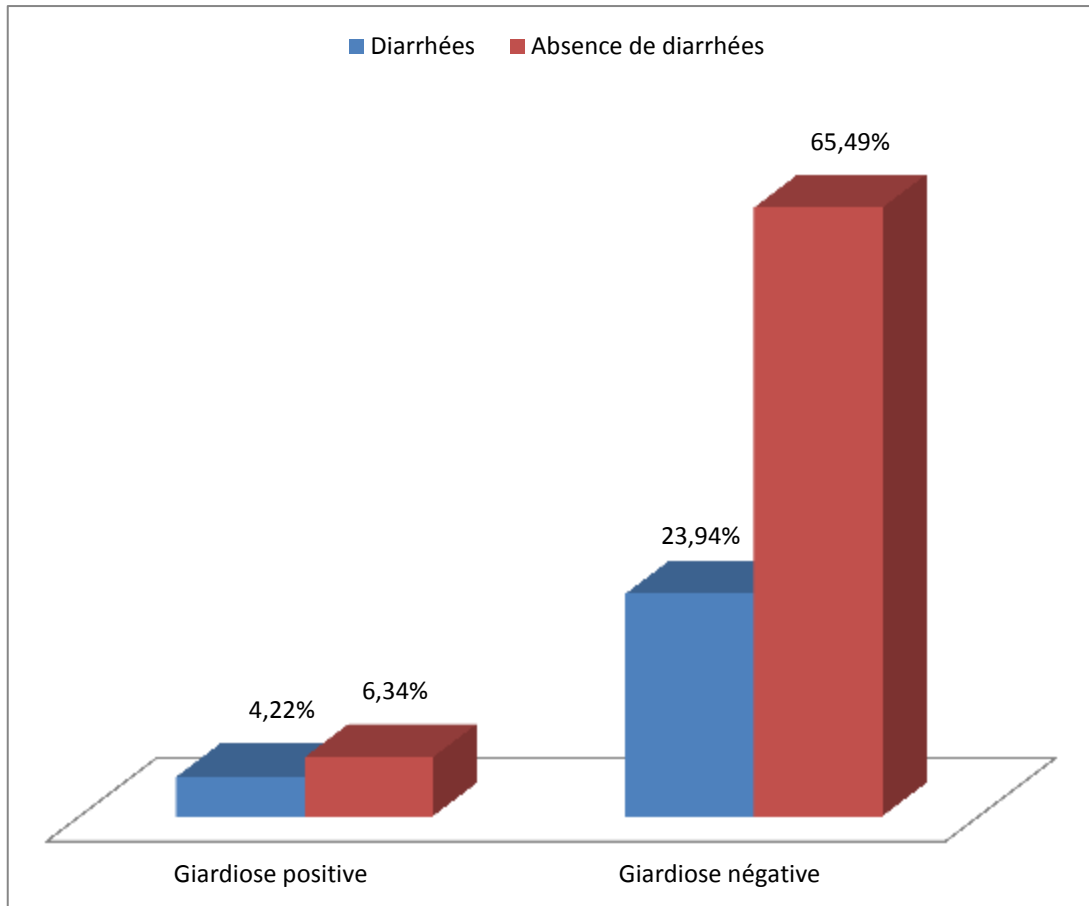
P = 0.807 (> 0.05)

Chez les patients atteints de giardiose, 1.41% présentaient un retard staturo-pondéral.

Le test de Khi-deux ne révèle pas une relation significative entre la giardiose et la présence d'un retard staturo-pondéral chez notre population.

**4.1.1.5 Evaluation de la giardiose en fonction de la présence ou non des diarrhées :**

L'histogramme suivant montre la répartition des cas positifs présentant ou non une giardiose avec ou sans des diarrhées (**Figure 82**).



**Figure 82 :** Evaluation de la giardiose en fonction de la présence ou non des diarrhées.

$P = 0.281 (> 0.05)$

Chez les cas positifs atteints de giardiose, 4.22% présentaient de diarrhées.

Le test de Khi-deux ne montre pas une relation significative entre la giardiose et la présence de diarrhées chez notre population.



# **DISCUSSION**

## **5. Discussion :**

Signalons d'emblée que cette étude relève des cas diagnostiqués dans notre laboratoire et non pas d'un dépistage actif dans la population.

Notre travail a permis l'identification des parasites qui peuvent toucher l'intestin humain, la mise en évidence des relations du parasitisme intestinal avec divers paramètres (tels que l'âge et le sexe des patients, la détermination des espèces parasitaires et leurs proportions relatives) ainsi que les modalités de ce parasitisme.

D'après les résultats retrouvés au cours de cette étude, on a essayé de faire des comparaisons avec ceux de la littérature.

Cette étude a estimé que 35.06% de la population étudiée hébergent au moins un protozoaire intestinal, cette fréquence est supérieure à celles retrouvées dans l'étude de Benouis (Oran, 2012), El Guamri et al (Maroc, 2009), Cheikhrouhou et al (Sfax, 2009) et Fletcher et al (Sydney, 2012) avec des prévalences de 19.96%, 14.17%, 26.6% et 23.98% respectivement [22] [45] [46] [47].

Ces faibles prévalences peuvent être expliquées par le fait que les autres études étaient effectuées sur une période plus large (entre 01 et 10 ans) et un échantillonnage plus grand (entre 1868 et 30573 EPS).

Mais notre prévalence se montre inférieure à celles rapportées par Cissé et al (Burkina faso, 2011) et Adou-Bryn et al (Cote d'ivoire, 2001) où ils ont trouvé des pourcentages de 57.70% et 38.9% respectivement [48] [49].

L'inégalité des prévalences des parasites de ces études peut être attribuée aux différences régionales où on note que les pays de l'Afrique noire sont les plus touchés à cause des facteurs socio-économiques et hygiéniques défavorables, en plus de la taille des échantillons et de la méthodologie utilisée pour collecter les données.

Plus que la moitié de nos cas positifs étaient retrouvés chez des sujets âgés de moins de 15 ans avec un pourcentage de 59,86 %.

Ce résultat est compatible avec ceux retrouvés par El Guamri et al (Maroc, 2009) et par Cheikhrouhou et al (Sfax, 2009) où ils ont rapporté des fréquences de 80.03% et 50.2% respectivement [45] [46].

Cette constatation pourrait s'expliquer par le fait que cette population de tranche d'âge a une vie communautaire plus active et observe moins les règles d'hygiène.

L'étude menée à Kénitra montre que l'âge est le meilleur facteur prédictif des parasitoses intestinales ; plus l'âge des patients diminue, plus le risque d'infestation parasitaire est élevé ( $p=0,012$ ) [45].

La prévalence de la positivité en fonction du sexe montre que 60% de nos patients étaient du sexe féminin. Par comparaison avec la littérature ce pourcentage est supérieur à ceux retrouvés par Benouis à Oran, El Guamri et al au Maroc et Calderaro et al (Italie, 2014) avec des taux de 50%, 52.80 % et 55.33% respectivement [45] [47] [50].

Nous constatons que le taux du parasitisme selon le sexe est non significatif et il concorde avec celui d'Oran et de l'Italie tandis qu'il est significatif à Kénitra.

L'absence d'association significative entre le parasitisme intestinal et le sexe des patients s'expliquerait par le fait que les patients d'âges équivalents fréquentent les mêmes lieux, sont soumis aux mêmes conditions d'hygiène et ils subissent les mêmes risques d'infestation quelque soit leur sexe.

Notre étude représente le premier travail réalisé au niveau de la région de Tlemcen, au cours duquel on a essayé d'introduire une répartition géographique locale des parasitoses intestinales selon les différentes daïras de la wilaya.

Nos résultats montrent que la daïra de Tlemcen était la région la plus touchée par les protozooses intestinales avec un pourcentage de 47.10% suivie de la daïra de Mansourah (11.50%) puis celle de Hennaya.

L'élévation de la prévalence au niveau de la daïra de Tlemcen peut être expliquée par le fait que le nombre des patients inclus dans l'étude appartient majoritairement à cette région, et aussi du fait que cette dernière est la plus proche du C.H.U.

Parmi les cas positifs, 91.55% étaient des externes, ce qui est compatible avec celui retrouvé par Benouis à Oran avec un pourcentage de 87.23% [47].

Cette compatibilité s'explique par le fait que ces protozooses intestinales ne nécessitent pas l'hospitalisation du malade.

Il est classique de demander trois EPS pour diagnostiquer une parasitose intestinale, mais les études épidémiologiques se sont souvent limitées aux résultats d'un seul prélèvement.

Dans notre étude, 19.72% des cas ne se sont positivés qu'après le 3<sup>ème</sup> examen, ce qui souligne l'importance de répéter ces EPS.

Notre idée rejoint celle de Bouratbine et al (Tunis, 2000), et qui montre que l'examen d'un seul échantillon de selles sous-estimerait la prévalence [51].

Le *Blastocystis hominis* représente l'espèce parasitaire la plus dominante avec une prévalence de 74.60%. Ce résultat est compatible avec celui retrouvé à Oran (2012), mais il se contredit avec celui rapporté par Hamaidi et al (Boufarik, 2012) où le *Blastocystis* n'a représenté que 1.18% [47] [52].

La part de la responsabilité de *Blastocystis hominis* dans la genèse des symptômes cliniques est délicate à appréhender dans la mesure où il est très souvent associé à de nombreux autres parasites et agents infectieux intestinaux. S'agit-t-il d'un agent pathogène ou bien est-t-il simplement opportuniste ?

Certains auteurs établissent une corrélation entre la présence abondante de ce protozoaire retrouvé dans les selles (plus de 5 *Blastocystis* par champ microscopique) et l'apparition de troubles digestifs.

En revanche, les études actuelles montrent que ce protozoaire est l'un des agents responsables du syndrome du colon irritable puisqu'ils ont observé que des taux importants de blastocystose étaient accompagnés d'une prévalence importante de ce syndrome. Pour cela la présence d'un seul parasite suffit pour poser le diagnostic [53] [54] [55].

Nos résultats montrent que les deux espèces pathogènes isolées (*Entamoeba histolytica* et *Giardia intestinalis*) ne représentent que 5.60% et 10.60% respectivement, ce qui est comparable avec ceux retrouvés à Oran (4.83% et 15.32%) mais discordant avec ceux rapportés par El Guamri et al (23.74% et 22.71%).

Ce taux faible pourrait être expliqué par l'amélioration du niveau de vie et de l'hygiène de notre population [45] [47].

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

Notre analyse n'a objectivé aucun cas de cryptosporidiose, ce qui concorde avec les résultats reportés par l'étude de Boufarik (2012), mais diffère de ceux d'Oran (2012) et ceux de Sfax (2009) où la prévalence était de 0.4% et 0.2% respectivement [46] [47] [52].

Cette absence peut être justifiée par le faible nombre de cas d'immunodéprimés inclus dans notre travail (2 cas) et la courte durée de l'étude.

Dans cette étude, 85% des sujets présentent un monoparasitisme et 15% un polyparasitisme, ces résultats concordent avec ceux d'El Guamri et al (Kénitra) et Benouis (Oran) où le monoparasitisme représente un pourcentage de 89,27% et 84.5% respectivement [45] [47].

La symptomatologie digestive domine les tableaux cliniques et est représentée majoritairement par les douleurs abdominales (72.60%) et les diarrhées (31%). L'étude des relations statistiques par le test de Khi-deux révèle une association significative entre le parasitisme et les douleurs abdominales alors qu'elle est absente avec les autres symptômes.

Ce résultat montre que les sujets infestés ne présentent pas toujours une symptomatologie clinique et sont considérés comme porteurs asymptomatiques, représentant ainsi une source de contamination et de diffusion de ces infections dans l'environnement.

La technique de Ritchie est une bonne technique pour la concentration de la majorité des éléments parasitaires. Cette méthode a corrigé la négativité de l'examen direct pour 12 cas en dehors de *Blastocystis hominis*. Ce dernier n'a pas été détecté par le Ritchie dans 59 cas, en effet la recherche de ce protozoaire est meilleure sans avoir recours aux méthodes de concentration [56] [57].

La giardiose est responsable d'un syndrome de malabsorption qui peut être sévère chez l'enfant avec une perte de poids qui peut atteindre 10 à 20 %. Dans notre travail, l'étude des relations statistiques par le test de Khi-deux ne montre aucune relation significative entre la giardiose et les signes cliniques (les diarrhées et le retard staturo-pandéral). L'absence de signification statistique peut être due à la faible taille de la population étudiée [58] [59].



# **CONCLUSION**



## CONCLUSION GENERALE

---

Les parasitoses intestinales constituent un indicateur du niveau d'hygiène d'une population. Leur épidémiologie est liée au péril fécal, ce qui explique que les pays en développement sont les plus concernés.

Notre étude est la première de son genre au niveau de la wilaya de Tlemcen au cours de laquelle nous avons évalué la prévalence des protozooses intestinales diagnostiquées au laboratoire de parasitologie-mycologie du CHU de Tlemcen sur une période de 7 mois s'étalant du 08 septembre 2015 au 10 avril 2016.

405 patients ont pu faire l'objet d'un examen parasitologique de selles ; examen direct avec ou sans coloration et un examen après enrichissement.

Ce travail nous a permis d'estimer une prévalence globale de 35.06% chez cette population. La majorité des espèces parasitaires répertoriées sont peu pathogènes et sont largement dominées par le *Blastocystis hominis*.

Ces résultats mettent en lumière l'importance du péril fécal et la nécessité d'appliquer les mesures préventives individuelles et collectives (les règles d'hygiène, le traitement des eaux, le dépistage de ces parasitoses lors des visites médicales des écoliers, la répétition des examens des selles et le renforcement des laboratoires de parasitologie en matériel adéquat).

Si d'autres études se font sur un grand échantillon, une période plus longue et visent plusieurs daïras de la wilaya de Tlemcen ; les résultats vont être concluantes et donnent une réelle appréciation sur le problème des protozooses intestinales au niveau de cette région.

A la fin on peut espérer que ce travail sert comme une référence bibliographique dans d'autres études épidémiologiques traitant le même sujet.



# **ANNEXES**

# ANNEXES

## Annexe 1 :

Tableau XXIV : Composition des réactifs.

Méthodes	Réactifs
<b>Coloration au MIF [34]</b>	<ul style="list-style-type: none"><li>➤ Teinture de Merthiolate (à conserver en flacon brun) :</li><li>-Merthiolate (mercurothiosalicylate de Na) : 1g.</li><li>-Monoéthanolamine : 1g.</li><li>-Acétone : 100 ml.</li><li>-Eau qsp 1000 ml.</li><li>-Eosine à l'eau : 2g.</li><li>➤ Solution MF (à conserver en flacon brun) :</li><li>-Teinture de Merthiolate : 200 ml.</li><li>-Formol du commerce : 25 ml.</li><li>-Glycérine : 5 ml.</li><li>-H2O distillée : 250 ml.</li><li>➤ MIF :</li><li>-Teinture de merthiolate : 7.75 ml.</li><li>-Lugol à 5% : 1 ml.</li><li>-Formol : 1.25 ml.</li></ul>
<b>Coloration au lugol [34]</b>	<ul style="list-style-type: none"><li>➤ Solution de lugol double :</li><li>-Iode en paillettes : 0.1g.</li><li>-Iodure de potassium : 0.2g.</li><li>-Eau distillée : 10 ml.</li></ul> <p><b>Attention :</b> Il faut d'abord dissoudre l'iodure de potassium dans l'eau puis ajouter l'iode. Le colorant doit être placé dans un flacon teinté et être souvent renouvelé.</p>
<b>Méthode d'Anderson [34]</b>	<ul style="list-style-type: none"><li>➤ La solution d'enrichissement saturée en saccharose :</li><li>-Saccharose : 454g.</li><li>-Eau distillée : 355 ml.</li><li>-Phénol à 5% : 6.7 ml.</li></ul>
<b>Méthode de Thébault [34]</b>	<ul style="list-style-type: none"><li>➤ Liquide de dilution :</li><li>-Acide trichloroacétique cristallisé pur en solution à 20% dans l'eau distillée : 1 ml.</li><li>-Formol : 10 ml.</li><li>-Eau distillée : 100 ml.</li></ul>

## ANNEXES

<b>Coloration de Bailenger et Farragi [34]</b>	<ul style="list-style-type: none"> <li>-Cristal violet : 2g.</li> <li>-Fuchsine basique : 0.05g.</li> <li>-Alcool à 95° : 20 ml.</li> <li>-Phénol cristallisé fondu : 10 ml.</li> <li>-Eau distillée qsp 100 ml.</li> </ul>
<b>Méthode de Bailenger [34]</b>	<ul style="list-style-type: none"> <li>Dilution en solution tampon à pH=5.</li> <li>-Acétate de sodium : 15g.</li> <li>-Acide acétique : 3.6 ml.</li> <li>-Eau distillée qsp 1000 ml.</li> </ul>
<b>Coloration au bleu de méthylène [36]</b>	<ul style="list-style-type: none"> <li>➤ Solution A : <ul style="list-style-type: none"> <li>-Acide acétique glacial : 1.2 ml.</li> <li>-Eau distillée : 98.8 ml.</li> </ul> </li> <li>➤ Solution B : <ul style="list-style-type: none"> <li>-Sodium : 1.6 g.</li> <li>-Eau distillée : 100 ml.</li> </ul> </li> <li>➤ Solution du bleu de méthylène tamponné : <ul style="list-style-type: none"> <li>-Solution A : 46.3 ml.</li> <li>-Solution B : 3.7 ml.</li> <li>-Bleu de méthylène : 0.5 g.</li> <li>-Eau distillée qsp 100 ml.</li> </ul> </li> </ul>
<b>Coloration de Ziehl-Neelson [11]</b>	<ul style="list-style-type: none"> <li>-Solution A : 15g de fuchsine sont solubilisés dans 100 ml d'éthanol à 95%.</li> <li>-Fuchsine phéniquée : 10ml de la solution A sont additionnés à 90ml d'eau phéniquée à 5%.</li> <li>-Acide sulfurique à 2% : 2ml d'acide sulfurique sont additionnés à 98ml d'eau distillée.</li> <li>-Vert malachite à 5% : 5g de Vert malachite sont dissous dans 100ml d'eau distillée.</li> </ul>
<b>Coloration au Trichrome de Wheatly [11]</b>	<ul style="list-style-type: none"> <li>➤ Trichrome : <ul style="list-style-type: none"> <li>- Chromotrope 2R : 0.6g.</li> <li>- Vert lumière : 0.3g.</li> <li>- Acide phosphotungestique : 0.7g.</li> <li>- Acide acétique : 1 ml.</li> <li>- Eau distillée qsp 100 ml.</li> </ul> </li> <li>➤ Alcool acétique : <ul style="list-style-type: none"> <li>- Alcool à 90 : 10 ml.</li> <li>- Acide acétique : 1 goutte.</li> </ul> </li> </ul>
<b>Méthode de HEIDENHAIN à l'hématoxyline ferrique [34]</b>	<ul style="list-style-type: none"> <li>➤ Solution A : <ul style="list-style-type: none"> <li>-Dissoudre 1g de cristaux d'hématoxyline dans 100 ml d'alcool à 95°.</li> <li>-Laisser reposer une semaine à la lumière, puis filtrer.</li> </ul> </li> </ul>

## ANNEXES

	<p>➤ Solution B :</p> <ul style="list-style-type: none"> <li>-Sulfate ferreux d'ammonium : 1g.</li> <li>-Sulfate ferrique d'ammonium : 1g.</li> <li>-Acide chlorhydrique : 1 ml.</li> <li>-Eau distillée : 97 ml.</li> </ul> <p>4 heures avant l'emploi, mélanger 25 ml de la solution A avec 25 ml de la solution B.</p>
<b>Technique de WEBER [11]</b>	<ul style="list-style-type: none"> <li>➤ Formol à 10%.</li> <li>➤ Méthanol.</li> <li>➤ Trichrome (la même composition que celle de la technique de Wheatly).</li> </ul>
<b>Méthode au noir chlorazol de Kohn [38]</b>	<ul style="list-style-type: none"> <li>-Noir chlorazol : 0.5 g.</li> <li>-Alcool éthylique à 90° : 17 ml.</li> <li>-Alcool méthylique : 16 ml.</li> <li>-Acide acétique : 2 ml.</li> <li>-Phénol : 2 ml.</li> <li>-Solution aqueuse d'acide phosphotungestique à 1% : 1.2 ml.</li> <li>-Eau distillée qsp 100 ml.</li> </ul>

### Annexe 2 :

**Tableau XXV** : Composition des milieux de culture des protozoaires intestinaux.

<b>Milieux de culture</b>	<b>Composition</b>
<b>Milieu de Dobell et Laidlaw</b>	<p>Milieu polyxénique biphasique :</p> <ul style="list-style-type: none"> <li>▪ Support : Sérum de cheval coagulé en plan incliné.</li> <li>▪ Ampoule : 5 ml de phase liquide composée de 6 parties de liquide de Ringer, 1 partie de sérum de cheval liquide plus amidon de riz.</li> </ul>
<b>Milieu LMS</b>	<p>C'est un milieu xénique monophasique :</p> <ul style="list-style-type: none"> <li>▪ Solution saline ;</li> <li>▪ Extrait de foie ;</li> <li>▪ Extrait de levures ;</li> <li>▪ Sérum de cheval décomplémenté ;</li> <li>▪ Amidon de riz.</li> </ul>
<b>Milieu de Diamond</b>	<p>C'est un milieu axénique biphasique :</p> <ul style="list-style-type: none"> <li>▪ Phase solide : C'est de l'agar.</li> <li>▪ Phase liquide : Constituée de sérum, extraits d'embryon de poulet et vitamines.</li> </ul>

# ANNEXES

---

## Annexe 3 :

### Fiche de renseignement :

CENTRE HOSPITALO-UNIVERSITAIRE TIDJANI DAMERDJI

SERVICE DE PARASITOLOGIE-MYCOLOGIE

FICHE DE RENSEIGNEMENT DE COPROLOGIE PARASITAIRE

N° d'enregistrement :

Date :

Nom : ..... Prénom : .....

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

Adresse : ..... Service : .....

### Diagnostic clinique :

#### ✓ Signes cliniques :

Diarrhée	<input type="checkbox"/>	Constipation	<input type="checkbox"/>
Douleurs abdominales	<input type="checkbox"/>	Retard pandéral	<input type="checkbox"/>
Fièvre	<input type="checkbox"/>	Anorexie	<input type="checkbox"/>
Vomissement	<input type="checkbox"/>		

- ✓ Début des symptômes :
- ✓ Maladies associées/ état immunitaire :
- ✓ Traitement (si oui lequel) :

### Examen macroscopique :

- ✓ Couleur et consistance :
- ✓ Présence de sang
- ✓ Présence de glaires

### Examen microscopique :

- ✓ Examen direct : .....
  - ✓ Ritchie : .....
  - ✓ Culture : .....
-



**REFERENCES**  
**BIBLIOGRAPHIQUE**

## BIBLIOGRAPHIES

---

- [1] Desoubeaux G. Parasitoses intestinales cosmopolites. Actualités pharmaceutiques. 2011 Oct;(509):24-29.
- [2] Bourée P. Parasitoses intestinales infantiles. EMC Maladies infectieuses. 2011;1-9 [Article 4-015-F-10].
- [3] Hussein AS. Prevalence of intestinal parasites among school children-Palestine. Tropical Medicine and International Health. 2011 Feb;16(102):240-244.
- [4] Bouchaud O. Diagnostic et traitement des parasitoses intestinales digestives sauf amibiase. EnCyclMedChi. 1999; [Article19-062-A-40].
- [5] Bourée P. Amoebose intestinale. EnCyclMedChi. 2010; [Article19-062-B-10].
- [6] Bourée P. Aide-mémoire de parasitologie et de pathologie tropicale. 4<sup>ème</sup> éd. Paris: M. S. Flammarion; Nov 2008.
- [7] Wéry M, Protozoologie médicale. Bruxelles: De Boeck et lacier; 1995.
- [8] Chiodini PL. Atlas of medical helminthologie and protozoology. 4<sup>ème</sup> éd. Timothy horne; 2001.
- [9] Brosson D. Analyse protéomique et caractérisation de nouvelles protéines de paroi chez *Enphalitozoon cuniculi*, une microsporidie pathogène de l'homme. [Thèse de Doctorat d'université, Sciences de la Vie et de la Santé]. Clermont-Ferrand:Université Blaise Pascal; Jan 2006.
- [10] Vogelberg C, Stensvold CR, Monecke S et al. *Blastocystis sp*, subtype 2 detection during recurrence of gastrointestinal and urticarial symptoms. Parasitology international. 2010;(159):469-471.
- [11] Guillaume V. Parasitologie. Bruxelles : De boeck et larcier; Avr 2007.
- [12] Moulinier C. Parasitologie et mycologie médicales. Paris : Lavoisier; 2003.
- [13] López MC, León CM, Fonseca J et al. Molecular Epidemiology of *Entamoeba*: First Description of *Entamoeba moshkovskii* in a Rural Area from Central. PLoS ONE. 2015;(10):1-11.
- [14] Rai SK, Uga S, Kataoka N, Matsumura T. Atlas of medical parasitology. Japon : Kobe; 1996.
- [15] Magne D, Chochillon C, Savel J, Gobert JG. Flagelloses intestinales. EncyclMedChir. 1996;(18-515-A-10):9.
- [16] Nozais JP, Detry A, Danis M. Traite de parasitologie médicale. Paris : Courbil;1996.
- [17] Centers for Disease Control and Prevention. (Page consultée le 26/04/2016). Global Health, [en ligne]. <http://www.cdc.gov/dpdx/>
-



## BIBLIOGRAPHIES

---

- [18] Chabasse D, Danis M, Guiguen C, Lenoble DR, Miègeville M, Botterel F. Parasitoses et mycoses des régions tempérées et tropicales. Elsevier Masson; 2012.
- [19] Bonnin A, Kapel N, Favennec I, Olivier CL, Dalle F. *Cryptosporidium spp* et cryptosporidiose. *Biologie médicale*. 2012;7:1-9 [Article 90-40-0060-A].
- [20] Bonnin A, Dalle F, Valot S, Dautin G, Di Palma M. Infections à cryptosporidies et à *Cyclospora*. *EMC Maladies infectieuses*. 2006:1-11 [Article 18-501-A-10].
- [21] Tan K. *Blastocystis* in humans and animals: New insights using modern methodologies. *Vet. Parasitol*. 2004;(125):121-144.
- [22] Fletcher SM, Damien A, Stark BC, Harkness J, Ellisa J. Enteric protozoa in the developed world. *Clinical Microbiology*. 2012;25(3):420-449.
- [23] Sarfati C. Microsporidies. *Presse médicale* 2001;30(13).
- [24] Diallo S. Les parasitoses intestinales au Sénégal. *Bulletin trimestriel OMS*. Fév 1996.
- [25] Klotz F, Mbaye PS, Wade B. *Ascaris* et ascaridiose. *Ency Méd Chir*. 2003; [Article 18-516-A-30].
- [26] Aubry P. Giardiose et syndrome de malabsorption intestinale. *Médecine tropicale*. 2011.
- [27] Majer S, Neumayr A. Parasites de l'appareil gastro-intestinal. *Forum médical suisse*. 2015;15(11):242-250.
- [28] Bourée P, Lançond A, Resendec P. Parasitoses intestinales émergentes. *Revue francophone des laboratoires*. 2008;(399).
- [29] Gillet P, Jacobs J, Potters I. Parasitologie humaine tropicale. *Biologistes Mod*. Sep 2008;(155):54-60.
- [30] Durand DF. Parasitoses digestives: Lambliase, taeniasis. *Avr* 2004.
- [31] Rousset JJ. *Copro-Parasitologie Pratique*. Paris: ESTEM; 1993.
- [32] Gentilini M, Danis M, Brucher G, Duflo B, Lenoble DR. *Diagnostic en parasitologie*. Paris: MASSON; 1983.
- [33] Junod C. *Diagnostic des parasitoses digestives*. Paris : ESTEM; 1993.
- [34] Belkaid M, Amrioui B, Tabet MO, Bahbou M. *Diagnostic de laboratoire en parasitologie*. Alger: El khezna-rahma; 1992.
- [35] Mougeot G. *Conduite des examens en parasitologie*. Paris : Elsevier MASSON; 1994.
- [36] OMS. *Techniques de base pour le laboratoire. Parasitologie médicale*. Genève; 1993.
- [37] Weber R, Bryn RT, Owen RL, Wilcox CM, Gorelkin L, Visvesvara GS. Improved light-microscopical detection of microsporidia spores in stool and duodenal aspirates. *The Enteric Opportunistic Infections Working Group. PubMed*. 1992;3(326):161-166.
- [38] Bailenger J. *Coprologie parasitaire et fonctionnelle*. 4<sup>ème</sup> éd. Bordeaux : Drouillard; 1982.
-

## BIBLIOGRAPHIES

---

- [39] Golvan YV, Ambroise-thomas P. Les nouvelles techniques en parasitologie. Chevilly-Larue : Flammarion; 1984.
- [40] Euzéby J. Grand dictionnaire illustré de parasitologie médicale et vétérinaire. Paris : Lavoisier; 2008.
- [41] Zebardast N, Haghghi A, Yeganeh F et al. Application of Multiplex PCR for Detection and Differentiation of *Entamoeba histolytica*, *Entamoeba dispar* and *Entamoeba moshkovskii*. Iranian J Parasitol. Déc 2014;9(14):466-473.
- [42] Lamand V, Spadoni S, Bohand X. Médicaments antiparasitaires (paludisme exclu). EMC Maladies Infectieuses. 2014;11(3):1-10 [Article 8-006-G-10].
- [43] Cinquetti G, Massoure MP, Rey P. Traitement des parasitoses digestives (amoebose exclue). EMC Maladies infectieuses. 2012;9(1):1-10 [Article 8-518-A-15].
- [44] Lutte contre les parasitoses intestinales. OMS Genève ;1987. Rapport n°749.
- [45] El Guamri Y, Belghyti D, Achicha A et al. Enquête épidémiologique rétrospective sur les parasitoses intestinales au Centre hospitalier provincial El Idrissi (Kénitra, Maroc) bilan de 10 ans (1996-2005). Ann Biol Clin. 2009;2(167) :191-202.
- [46] Cheikhrouhou F, Trabelsi H, Sellami H, Makni F, Ayadi A. Parasitoses intestinales dans la région de sfax (sud tunisien) étude rétrospective. Rev Tun Infectiol. 2009;3(12):14-18.
- [47] Benouis A. Etude épidémiologique des parasitoses intestinales humaines dans la région d'Oran. [Mémoire de Magister, Ecologie et biodiversité des parasites]. Oran: Faculté des sciences; juin2012.
- [48] Cissé M, Coulibaly SO, Guiguemdé RT. Aspects épidémiologiques des parasitoses intestinales rapportées au Burkina Faso de 1997 à 2007. Med Trop. 2011;71(3) 257-260.
- [49] Adou-Bryn D. Prévalence globale des parasitoses à transmission orale à Toumodi (Cote d ivoire). Médecine Afrique noire. 2001;(48):349-398.
- [50] Calderaro A, Montecchini S, Rossi S et al. Intestinal parasitoses in a tertiary-care hospital located in a non-endemic setting during 2006–2010. Infectious Diseases. 2014;(114):264.
- [51] Bouratbine A, Aoun K, Siala E, Chahed MK, Ben Hassine L, Meherzi A. Pour une meilleure estimation de la prévalence du parasitisme intestinal dans la région de Tunis. Bull Soc Pathol Exot.2000;5(93):353-355.
- [52] Hamaidi F, Chaouch A, Kais H et al. Etude des parasitoses digestives dans la région de Boufarik (Blida), Nord Ouest d'Algérie. Science Lib. 2012;4(11):1-3.
- [53] Baqai R., Hussain R., Jaferi W et al. Significantly increased IgG2 subclass antibody levels to *Blastocystis hominis* in patients with irritable bowel syndrome. Am. J. Trop. Med. Hyg. 1997;(56):301-306.
-

## BIBLIOGRAPHIES

---

- [54] Cirioni O, Fiorentini A, fortuna M, giacometti A, scalise G. Irritable bowel syndrome in patients with *Blastocystis hominis* infection. Eur. J. Microbiol. Infect. Dis. 1999;(18):436-439.
- [55] Bourée P, lancon A. *Blastocystis*, pathogène ou simple « indicateur » d'une inflammation digestive. Option Bio. 2008;(16):398.
- [56] El Hassani I. Profil du portage parasitaire intestinal observé au laboratoire de parasitologie de l'hôpital militaire Moulay Ismail, Meknès. [Mémoire de fin d'étude pour l'obtention du diplôme national de spécialité en médecine, Biologie médicale]. Maroc ; Oct 2014.
- [57] Muhammad R, Fischer P. *Blastocystis hominis* and travelers. Travel Medicine and Infectious Disease. 2005;3:33-38.
- [58] Lapierre J, Tran Vinh H, Tourte-Schaeffer C, Holler C, Lebas-Saison E. La giardiase : à propos de 368 cas. Med Mal Infect. 1975;5:87-92.
- [59] Chochillon C, Gobert JG, Buchel L, Savel J. *Giardia intestinalis* : Etude comparée des débits fécaux lipidiques et azotés chez des adultes et des enfants parasités. Pathol Biol. 1986;34:830-4.
- [60] Lintong PM, Sambuaga MK, Tambajong EH. Acute suppurative appendicitis with *Blastocystis hominis*. Asian Pacific Journal of Tropical Disease. 2012.
-

## Résumé :

**Objectif :** Cette enquête a été entreprise pour évaluer la prévalence des protozooses intestinales chez les patients adressés au laboratoire de parasitologie-mycologie du Centre Hospitalo-Universitaire de Tlemcen.

**Patients et méthodes :** L'étude s'est déroulée du 08 septembre 2015 au 10 avril 2016 au niveau du laboratoire de parasitologie-mycologie du Centre Hospitalo-Universitaire de Tlemcen et elle a concerné 405 sujets, âgés de 01 à 81 ans. Chaque patient a bénéficié d'une analyse parasitologique complète des selles comprenant un examen macroscopique et microscopique ainsi qu'une technique d'enrichissement.

**Résultats :** La prévalence estimée des protozooses intestinales est de 35.06%. Selon les groupes d'âges, les enfants parasités représentent 59.86%. Les parasites intestinaux recensés sont par ordre de fréquence : *Blastocystis hominis* 74.60 %, *Endolimax nanus* 12 %, *Giardia intestinalis* 10.6 %, *Entamoeba coli* 7.70%, *Entamoeba histolytica* 5.60 %, *Pseudolimax butschlii* 4.2 % et *Chilomastix mesnili* 1.4%.

**Conclusion :** Nos résultats mettent en évidence la fréquence élevée des protozooses intestinales diagnostiquées au laboratoire et démontrent la nécessité du développement des mesures préventives.

**Mots-clés :** Protozooses intestinales, Prévalence, Examen parasitologique des selles.

---

## Abstract :

**Objective :** The purpose of this study was to assess the prevalence of intestinal protozoa infections in patients admitted in the parasitology mycology laboratory service which is located at the hospital of Tlemcen.

**Patients and methods :** To reach such an aim, a transversal descriptive analysis has been conducted. The period of this study last seven months from September 2015 to April 2016. Parasitic Stool Test which included macroscopic, microscopic examinations and enrichment culture were used to analyze stool specimens collected from 405 patients.

**Results :** The results have shown that 35.06% of patients presented intestinal protozoa among them children were the most affected. The infection rate of intestinal protozoa by the species was as follows : *Blastocystis hominis* 74.60%, *Endolimax nanus* 12 %, *Giardia intestinalis* 10.6 %, *Entamoeba coli* 7.70%, *Entamoeba histolytica* 5.60 %, *Pseudolimax butschlii* 4.2 % and *Chilomastix mesnili* 1.4%.

**Conclusion :** On the highlight of the results shown, we can conclude that Tlemcen town is remarkably affected by the intestinal protozoan Infection.

**Keywords :** Intestinal protozoa infections, prevalence, Parasitic Stool Test.

---

## ملخص:

**الهدف :** تم إجراء هذه الدراسة لتقييم مدى انتشار الطفيليات المعوية لدى المرضى المتوجهين إلى مختبر علم الطفيليات والفطريات للمستشفى الجامعي بتلمسان.

**المرضى والطرق :** امتدت هذه الدراسة من 8 سبتمبر 2015 إلى 10 أبريل 2016 في مختبر علم الطفيليات والفطريات للمستشفى الجامعي بتلمسان و قد شملت 405 شخصا، تتراوح أعمارهم ما بين 1 و 81 سنة . وقد خضع كل مريض لفحص كامل للفضلات بما في ذلك الفحص العيني و المجهرى و كذا تقنية التركيز.

**النتائج :** نسبة انتشار الطفيليات المعوية قدرت ب 35.06 % . حسب الفئات العمرية ، نسبة الأطفال المصابين هي 59.86 % . الطفيليات المعوية التي تم تحديدها ، هي حسب الترتيب المتناقص التالي: *Blastocystis hominis* 74.60 %، *Endolimax nanus* 12 %، *Giardia intestinalis* 10.6 %، *Entamoeba coli* 7.70 %، *Entamoeba histolytica* 5.60 %، *Pseudolimax butschlii* 4.2 % و *Chilomastix menilii* 1.4 %.

**الخلاصة :** النتائج المحصل عليها في هذه الدراسة تسلط الضوء على ارتفاع معدل انتشار العدوى الطفيلية المشخصة في المختبر وتدل على ضرورة وضع التدابير الوقائية اللازمة.

**كلمات البحث:** الطفيليات المعوية، نسبة انتشار، فحص الفضلات.