

PUBLIQUE ALGERIENE DIMOCRATIQUE ET POPULAIRE  
Ministère de l'Enseignement Supérieur et de la Recherche Scientifique  
Université SAAD DAHLEB. Blida 1



Faculté des Sciences de la Nature et de la vie

Département De Biologie

## *Mémoire de fin d'étude*

En Vue de l'Obtention du Diplôme de Master dans le domaine SNV

Filière des Sciences Biologiques

Option : Parasitologie

### Thème

**Apport des techniques de coloration parasitaire  
dans le diagnostic coproparasitologique des  
selles chez les patients à Blida**

Présenté par :

date de soutenance :

- Melle Zerarka Hizia
- Melle Brahimi Imene

13/07/2021

Devant le jury :

Mme ZERKAOUI.A	MAA	USDB1	Présidente
M. SAIDANI.K	MCA/ISV	USDB1	Examineur
Mme TAIL.G	Pr	USDB1	Promotrice
Mme SADOUKI.H	Doctorante	USDB1	Co-promotrice

Promotion 2020 -2021

# Remerciements

Louange à Allah, Dieu le tout Puissant de nous avoir permis de réaliser dans de bonnes conditions ce modeste travail.

On exprime avec plaisir nos reconnaissances et nos remerciements à tous ceux qui ont cru en nous et qui nous ont fait découvrir un monde mystérieux, celui de la science et de la Biologie, à tous les professeurs qui nous ont enseigné et qui par leurs compétences nous ont soutenus dans la poursuite de nos études.

A notre promotrice madame **TAIL.G**

Je voudrais dans un premier temps remercier, mon Encadreur de mémoire, pour sa patience, sa disponibilité et surtout ses judicieux conseils, qui ont contribué à alimenter ma réflexion, et c'est grâce à vous qu'on a pu réaliser ce mémoire.

A notre présidente madame **ZERKAOUI.A**

Nous sommes honorés de vous avoir comme présidente de jury de notre mémoire. On espère que vous trouvez dans ce modeste travail l'expression de notre haute considération, de notre sincère reconnaissance et de notre profond respect.

A notre examinateur Mr. **SAIDANI.K**

On tient à vous remercier d'avoir accepté d'examiner ce travail, votre participation à ce jugement nous fait un grand plaisir.

A notre Co-promotrice Madame **SADOUKI.H**

On désire exprimer notre remerciement à notre Co-encadrant de mémoire de fin d'étude qui nous a proposé ce thème, pour son aide précieuse et sa participation à ce jury.

On remercie également le personnel du laboratoire d'EHS TOT Frantz Fanon et surtout à Docteur Bendjazia, Docteur Boudisse et Docteur Ouannas de nous avoir accueilli parmi eux et nous aider à élaborer notre projet de fin d'étude.

## **Dédicace**

*Tous d'abord je remercie le bon dieu qui ma aider et ma donner le courage durant mon parcours académique et d'avoir me donner la volonté pour réalise cet humble travail.*

*Je dédie ce modeste 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 ma chère sœur Fadhila et son mari Mohammed*

*A mes deux neveux Nassim et Wassim*

*A mes chers frères Slimane et Abdellatif*

*A toutes les membres de ma famille Zerarka*

*A ma belle sœur Fatiha*

*A mes chères amies Ferial et Chrifa*

*A ma chère binôme Imene*

**ZERARKA HIZIA**

## **Dédicace**

*Avant tout je remercie Dieu le tout puissant et miséricordieux de m'avoir donné la force  
Et la patience d'accomplir ce modeste travail.*

*Je dédie ce mémoire à celle qui m'a donnée la vie, le symbole de tendresse, qui s'est sacrifiée pour mon  
bonheur et ma réussite, à ma très chère mère.*

*Je t'aime maman*

*À mon père, qui m'a toujours poussé et motivé dans mes études.*

*Pour le père parfait, aucun mot ne pourra jamais suffire pour vous remercier de tout votre temps, énergie et  
amour inconditionnelle pour faire de moi la femme que je suis aujourd'hui, j'espère que vous êtes fier de  
moi.*

*J'espère que votre bénédiction continuera à me pousser à être où vous avez toujours voulu que je sois.*

*Je t'aime papa*

*A mes sœurs : Wafa, Selma, Romaisa, Je les remercie du fond du cœur d'être présentes pour moi*

*A mon oncle Mohamed et mes cousins et cousines*

*A tous les membres de la famille(es) : El yousfi et Badjou et Brahimi*

*A ma chère Binôme : Hizia*

*A Nadjou ma meilleure Bon courage pour ta soutenance*

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

**BRAHIMI IMENE**

## **Résumé :**

La Prévalence des parasitoses intestinaux est particulièrement élevée dans certaines populations du fait des conditions climatiques et surtout hygiéniques précaires.

L'objectif de notre travail est de maîtriser et manipuler quelques techniques de coloration coproparasitologiques des selles et identifier les parasites du tube digestif.

L'étude a duré trois (03) mois, allant du mois de Mars au mois de Mai 2021 au niveau de l'Etablissement Hospitalier Spécialisé en Transplantation d'Organes et de Tissus (ESH TOT) de Blida, au sein du laboratoire de Parasitologie et Mycologie.

L'étude s'est portée sur 103 patients (32 externes et 71 hospitalisés) ayant fait objet d'un examen direct des selles ; après concentration et coloration. 33 patients sont parasités, ce qui correspond à une prévalence de 32%, les levures se présentent chez 9 patients.

Parmi les 103 les adultes âgés de 40 à 50 sont les plus touchés (25,24%) en faveur du sexe masculin (66,02%). Le sex-ratio (H/F) des sujets parasités est égal à 1, 2.

Les Protozoaires sont les plus dominants (94%) comparativement aux Helminthes (6%). Le parasite intestinal le plus retrouvé est *Blastocystis sp* 43% suivi par *Cryptosporidium sp* 33% et *Entamoeba coli* et *Endolimax nanus* présentant le même pourcentage de 9%. Ces espèces sont retrouvées seules dans 88% (Monoparasitisme) ou en association double dans 12% (Polyparasitisme).

**Mots-clés :** Parasites intestinaux, coproparasitologie, *Cryptosporidium sp*, Ziehl Neelsen modifiée, technique de coloration, Blida.

## ملخص

انتشار الطفيليات المعوية مرفع بشكل خاص في بعض النوات السكانية بسبب الظروف المناخية غير المسنفة وويل لكل شيء الظروف

الصحية الهدف من عمنا هو إتقان بعض نؤنؤات النموين الطفيلي لبا از ولنعامل معها ونحدد طفيليات الجهاز

الهضمي

اسنغرؤت الدارة ئالؤة (30) أشهر ، من شهر مارس إلى شهر مايو 0302 عمى مسنؤى المسنؤى المتخصص في زراعة الأعضاء والانسجة (ESH TOT) في البؤدة ، ضمن مخبر الطفيليات وعم الفطريات.

شممت الدارة 230 مريضاً (00 مريضاً خارجياً و 12 مريضاً داخلياً) خضعوا لفحص الباز المباشر. بعد التريز ولتموين. ثم تطل 00 مريضاً ، وهو ما يتولى مع انتشار بنسبة 00 % ، وتوجد الخمائر في 3 مريضاً من بين 230 بالغين كأوح أعماهم بين 03 و 03 هم الألكثر نضرار (00.00%) لصالح النكور (00.30%). نسبة الجنس (M / F) لمصرايين بالطفيليات تساوي 2 ، 0.

البروتوزوا هي الألكثر انتشاراً (30%) مقارنة بالديدان الطفيلية (0%) ، ولطفيليات المعوية الألكثر شؤوً هي 43 Blastocystis sp % نؤهها 33 Cryptosporidium sp % ثم Entamoeba coli و Endolimax nanus بنفس النسبة البالغة 3%. تم العثور عمى هذه الأنواع بمفردها في 22% (التطفل الأحمادي) أو في ارتباط مزدوج في 20% (الطفيليات المتعددة)

الكدمات المتناحية 45 الطفيليات المعوية ، الطفيليات المشتركة ، المعدل ، نؤنؤة النموين ، البؤدة

*Cryptosporidium sp.*

### **Abstrat:**

The prevalence of intestinal parasitosis is particularly high in certain populations due to precarious climatic and above all hygienic conditions.

The objective of our work is to master and manipulate some coproparasitological staining techniques for stool and identify parasites in the digestive tract.

The study lasted three (03) months, from the month of March to the month of May 2021 at the level of the Hospital Specialized in Organ and Tissue Transplantation (ESH TOT) of Blida, within the Parasitology laboratory. and Mycology.

The study involved 103 patients (32 outpatients and 71 inpatients) who had a direct stool examination; after concentration and coloring. 33 patients are parasitized, which corresponds to a prevalence of 32%, yeasts are present in 9 patients.

Among the 103 adults aged 40 to 50 are the most affected (25.24%) in favor of the male sex (66.02%). The sex ratio (M / F) of the parasitized subjects is equal to 1, 2.

Protozoa are the most dominant (94%) compared to Helminths (6%). The most common intestinal parasite is Blastocystis sp 43% followed by Cryptosporidium sp 33% and Entamoeba coli and Endolimax nanus with the same percentage of 9%. These species are found alone in 88% (Monoparasitism) or in double association in 12% (Polyparasitism).

**Keywords:** Intestinal parasites, coproparasitology, Cryptosporidium sp, modified Ziehl Neelsen, staining technique, Blida.

### **La liste des tableaux :**

<b>Tableau 1 :</b> Classification des Helminthes.	<b>7</b>
<b>Tableau 2 :</b> prévalence de la population selon l'âge.	<b>25</b>
<b>Tableau3 :</b> prévalence de la population selon le sexe.	<b>26</b>
<b>Tableau 4 :</b> Prévalence de la population selon le statut hospitalier.	<b>27</b>
<b>Tableau 5:</b> prévalence de la population selon les cas positifs et négatifs.	<b>27</b>
<b>Tableau 6 :</b> Répartition des cas positifs selon l'âge.	<b>28</b>
<b>Tableau 7:</b> Répartition des cas positifs de parasitisme intestinal selon le sexe.	<b>28</b>
<b>Tableau 8 :</b> Répartition des cas positifs selon le statut hospitalier.	<b>29</b>
<b>Tableau 9 :</b> Répartition des cas positifs selon le groupe parasitaire intestinal.	<b>29</b>
<b>Tableau 10 :</b> Répartition des cas positifs selon les espèces de Protozoaires.	<b>30</b>
<b>Tableau 11 :</b> Répartition des cas positifs selon les modalités de parasitisme.	<b>31</b>
<b>Tableau 12 :</b> répartition selon la technique de coloration (Z.N.M).	<b>32</b>

## **La liste des figures :**

<b>Figure 1</b> : Classification zoologique des parasites intestinaux	<b>3</b>
<b>Figure 2</b> : Formes végétatives colorées au Trichrome (A. <i>Entamoeba histolytica</i> B. <i>Entamoeba coli</i> C. <i>Endolimax nanus</i> )	<b>4</b>
<b>Figure 3</b> : Formes kystes colorées au Lugol (A+B) et au Trichrome (C) (A. <i>Entamoeba histolytica</i> B. <i>Entamoeba coli</i> C. <i>Endolimax nanus</i> )	<b>5</b>
<b>Figure 4</b> . <i>Giardia intestinalis</i> colorée au Lugol (A) et au Trichrome (B)	<b>5</b>
<b>Figure 5</b> : <i>Balantidium coli</i> colorée au Lugol	<b>5</b>
<b>Figure 6</b> . Oocyste de <i>Cryptosporidium sp</i> après coloration de Z.N.M	<b>6</b>
<b>Figure 7</b> . La forme kyste de <i>Blastocystis sp</i> à l'état frais	<b>6</b>
<b>Figure 8</b> : Les principales espèces des Trématodes	<b>8</b>
<b>Figure 9</b> : Espèce des Nématodes	<b>8</b>
<b>Figure 10</b> : Oocytes de <i>Cryptosporidium sp</i>	<b>12</b>
<b>Figure 11</b> : Oocyste de <i>Cryptosporidium sp</i> coloré à l'Auramine	<b>12</b>
<b>Figure 12</b> . Selle fraîche à examiner	<b>16</b>
<b>Figure 13</b> : les étapes de l'examen direct des selles	<b>19</b>
<b>Figure 14</b> : les étapes de la technique de Ritchie	<b>21</b>
<b>Figure 15</b> : les étapes de la technique de Ziehl Neelsen	<b>23</b>
<b>Figure 16</b> : Répartition de la population selon l'âge	<b>26</b>
<b>Figure 17</b> : Répartition de la population selon le sexe	<b>26</b>
<b>Figure 18</b> : Répartition de la population selon le statut hospitalier	<b>27</b>
<b>Figure 19</b> : Répartition des cas positif et négatif	<b>27</b>
<b>Figure 20</b> : secteur représente la prévalence des parasites intestinaux selon l'âge.	<b>28</b>
<b>Figure 21</b> : Répartition de la population selon le sexe.	<b>28</b>
<b>Figure 22</b> : Répartition de la population selon le statut hospitalier	<b>29</b>
<b>Figure 23</b> : Fréquence des Protozoaires et Helminthes	<b>30</b>
<b>Figure 24</b> : Fréquence des espèces de protozoaires.	<b>31</b>
<b>Figure 25</b> : Proportion du mono-parasitisme et poly-parasitisme	<b>31</b>
<b>Figure 26</b> : Les différentes espèces de protozoaires retrouvées dans l'EPS coloration au Lugol	<b>33</b>
<b>Figure 27</b> : <i>Cryptosporidium sp</i> colorée par Z.N.M	<b>33</b>
<b>Figure 28</b> : OEuf d' <i>Ascaris sp</i>	<b>33</b>

**La liste des abréviations :**

- 1) **O M S** : Organisation mondiale de la santé.
- 2) **M I F** : Merthiolate-Iode-Formol.
- 3) **E P S** : Examen parasitologique des selles.
- 4) **A N O F E L** : Association Française des Enseignants de Parasitologie et Mycologie.
- 5) **E H S** : Etablissement Hospitalier Spécialisé.
- 6) **T.O.T** : Transplantation d'Organes et de Tissus.
- 7) **C D C**: Centre of disease Control.
- 8) **F/H** : Femme/Homme.
- 9) **M.I.F** : Merthiolate-Iode-Formol.
- 10) **I S M** : Instituts de Santé Mondial
- 11) **Z N M** : Ziehl-Neelsen Modifiée.
- 12) **G x10** : Grossissement 10.
- 13) **A.N.A.E.S** : Agence Nationale d'Accréditation et d'Evolution en santé.

## Table des matières

<b>Introduction.....</b>	<b>01</b>
<b>Chapitre I : Recherche Bibliographique</b>	
1- Généralités sur les parasites intestinaux .....	03
1.1-Définition.....	03
1.2-Classification.....	03
1.2.1- Les protozoaires intestinales .....	04
-Les Rhizopodes.....	04
-Les Flagellés.....	05
-Les Ciliés.....	05
-Les Sporozoaires.....	06
1.2.2- Les Helminthes (Métazoaires) intestinaux.....	06
-Plathelminthes.....	07
-Némathelminthes.....	07
1.3- Mode de contamination.....	08
2- Diagnostic des parasitoses intestinales.....	09
2.1- Définition de la coprologie parasitaire.....	09
2.2-Prélèvement des selles.....	09
2.3- Conservation des selles.....	09
2.4- Examen parasitologique des selles.....	10
2.4.1 -Examen macroscopique.....	10
2.4.2- Examen microscopique.....	10
- L'examen à l'état frais.....	10
- L'examen direct.....	10
- Examen après coloration.....	11
- Coloration par le Lugol double.....	11
- Coloration par le Merthiolate-Iode-Formol (MIF).....	11
- Coloration de Ziehl-Neelsen modifiée par Henriksen et Pohlenz (Z N M) ....	11
- La coloration à l'auramine.....	12
- Coloration de Bailenger et Farragi.....	12
- Technique du Trichrome de Wheatly.....	12

3- Traitement et prophylaxie.....	12
3.1- Traitement.....	12
3.2- Prophylaxie.....	12
<b>Chapitre II: Matériel et méthodes</b>	
1- Objectif de l'étude.....	15
2- Lieu et période d'étude.....	15
3- Population étudiée .....	15
4- Échantillonnage.....	16
5- Fiche de Renseignement .....	16
6- Matériels biologique .....	16
7- Matériels nom biologique.....	17
8- Méthodes utilisées.....	17
8.1- Examen microscopique.....	17
8.2.1- Examen direct.....	17
- Examen à l'état frais en eau physiologique.....	17
- Examen en solution iode-iodée.....	18
8.2.2. Examen microscopique après concentration.....	19
- Technique de Ritchie modifiée.....	19
8.2.3. Examen microscopique après coloration.....	21
- Coloration Ziehl-Neelsen modifiée.....	21
9- Analyse des résultats.....	23
<b>Chapitre III : Résultats et discussion</b>	
1. Résultats.....	25
1.1. Répartition de la population selon l'âge.....	25
1.2. Répartition de la population selon le sexe.....	26
1.3. Répartition de la population selon le statut hospitalier.....	27
1.4. Répartition selon les cas positifs et négatifs.....	27
1.5. Fréquences de parasites intestinaux selon l'âge.....	28
1.6. Fréquences de parasites intestinaux selon le sexe.....	28
1.7. Fréquences des parasites intestinaux selon le statut hospitalier.....	29
1.8. Fréquence des cas positifs selon le groupe parasitaire.....	29
1.9. Fréquence des espèces de Protozoaires.....	30
1.10. Fréquence selon les Modalités de parasitisme.....	31

1.11. Répartition selon la technique de coloration utilisée (Ziehl Neelen modifiée)..	32
1.12. Observation microscopique de certaines espèces parasitaires de l'intestin humain	32
2. Discussion.....	34
Conclusion.....	38
Références bibliographiques	40
Annexes	45

# Introduction

## Introduction

---

Le tube digestif de l'être humain peut être colonisé par diverses espèces de parasites. Qu'il s'agisse de Protozooses ou d'Helminthiases, ces parasitoses digestives siègent préférentiellement dans l'intestin. Cette situation stratégique au sein de l'hôte apporte au parasite un substrat nutritionnel régulier et assure la pérennité de son cycle de transmission **(Nicolas et al., 2001)**.

Les parasites intestinaux existent dans tous les pays du monde avec une prédominance dans les zones tropicales **(Adjetei et al., 1997)**. L'OMS 1998 estime à trois milliards le nombre de personnes porteuses des vers intestinaux.

Les parasitoses intestinales regroupent un ensemble large d'infections relativement fréquentes. Certaines sont plus volontiers rencontrées en zones intertropicales, mais un bon nombre demeurent cosmopolites **(Adjetei et al., 1997)**.

Les maladies parasitaires sont responsables d'une morbidité et d'une mortalité considérables dans le monde entier et se présentent souvent comme des affections à symptômes non spécifiques. La plupart d'entre elles ne peuvent être diagnostiquées à l'aide d'un seul examen clinique, et des examens de laboratoire sont nécessaires pour savoir si un malade est infesté ou non par un parasite et, si tel est le cas, par quelle espèce ?. Le laboratoire joue donc un rôle important dans l'établissement du diagnostic des maladies parasitaires et il constitue l'élément clé du choix thérapeutique. Les examens de laboratoire doivent être exacts et fiables si l'on veut aider le médecin et par là même le malade. **(L'OMS., 1998)**.

Le diagnostic des parasitoses intestinales se fait principalement par examen parasitologique des selles ou la coproparasitologie qui bien que présentant des limites reste un examen majeure pour la détection et l'identification des parasites intestinaux **(Verweij et al., 2003)**.

Le but principal de notre étude est de l'identification des formes parasitaires après coloration des frottis des selles pour les rendre plus visible et afin de corriger la négativité des examens directs et après concentration. Cette étude ne fait que confirmer l'intérêt de l'examen parasitologique des selles dans le diagnostic des parasitoses digestives.

Ce travail est divisé en trois chapitres : Le premier est consacré à une recherche bibliographique ou seront évoqués des généralités sur les parasitoses intestinales, ainsi que des données sur le diagnostic coproparasitologique. Le deuxième chapitre comporte la méthodologie du travail. Le troisième chapitre est réservé aux discussions des résultats obtenus, et on termine notre travail par une conclusion générale et des perspectives.

**Chapitre 1**  
**Recherche**  
**bibliographique**

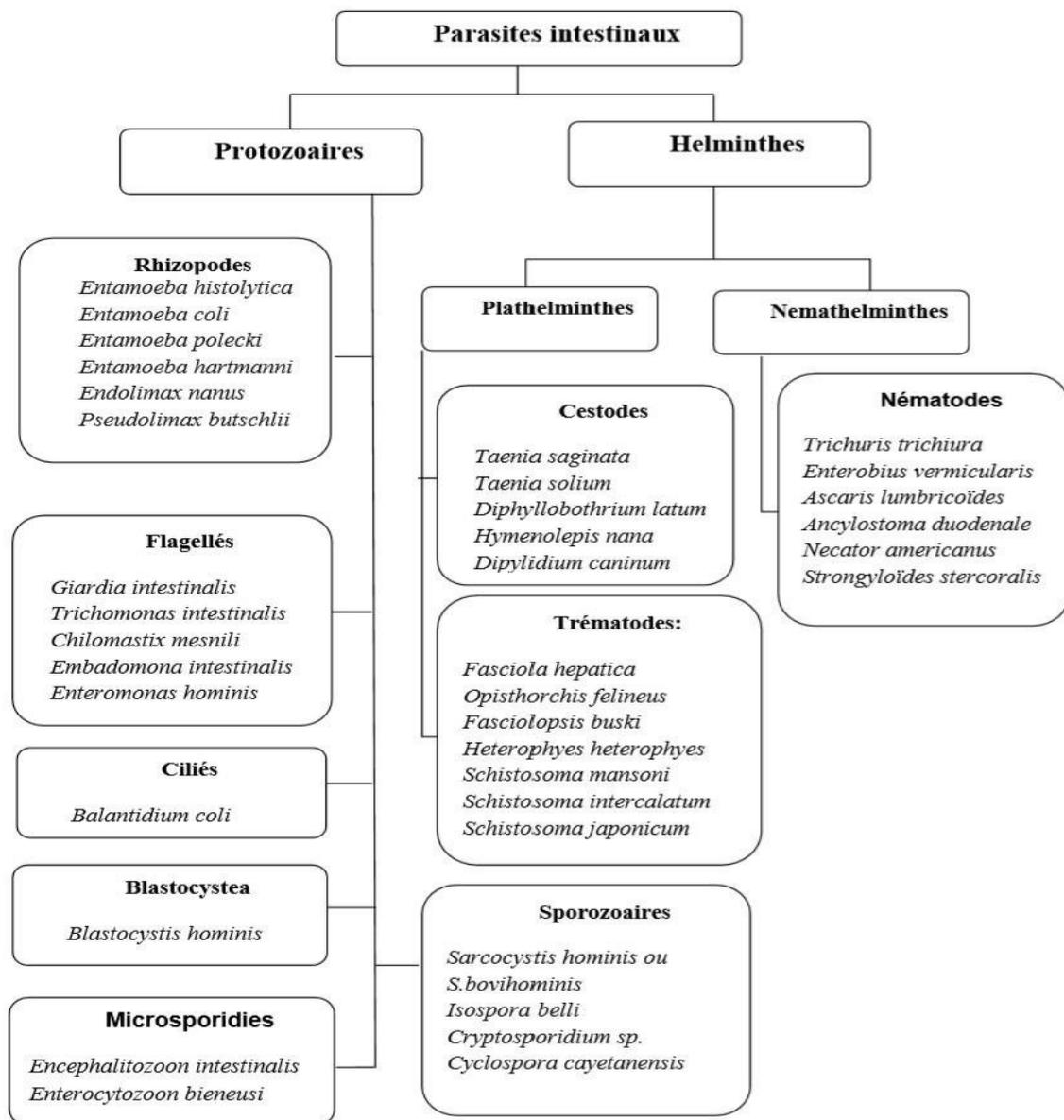
## 1. Généralités sur les parasites intestinaux :

### Définition

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

### Classification :

On distingue deux grands groupes de parasites intestinaux d'après (ANOFEL., 1982):



**Figure 1** : Classification zoologique des parasites intestinaux (Bourrée, 2001)

**Les protozoaires intestinaux :**

Les Protozoaires intestinaux sont des parasites qui occupent le tube digestif chez l'homme, certaines espèces sont reconnues comme pathogènes pour l'homme, les autres sont commensales du colon et considérées comme peu ou pas pathogènes, leur présence est un indicateur de pollution fécale (ANOFEL., 2014).

La présence d'un ou de plusieurs espèces des protozoaires dans le tube digestif de l'homme est responsable de plusieurs protozooses intestinales (Raget et al., 2000) (Moulinier, 2003).

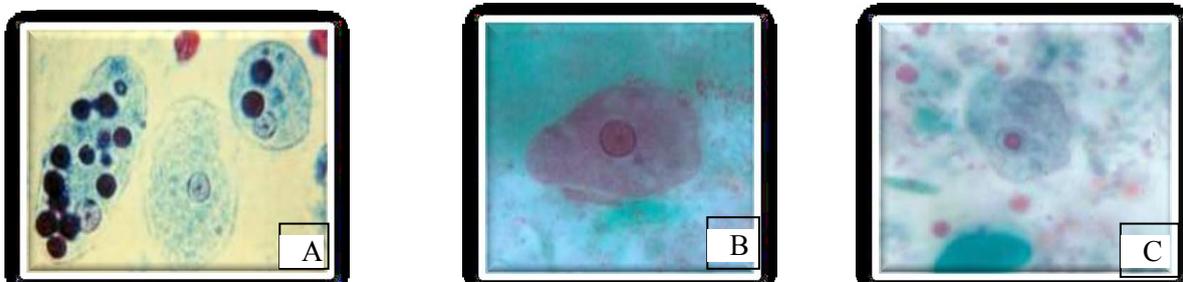
**Classification :**

Ils existent quatre classes de protozoaires dont trois classes sont situées en fonction de leur mode de déplacement, on distingue : les *pseudopodes* qui se déplacent par des *Rhizopodes*, les *Mastigophora* qui sont des Flagellés et les Ciliés qui se déplacent à l'aide des cils. La quatrième classe représente des protozoaires immobiles : les *sporozoaires*. (Nechadi et Mezerreg., 1999).

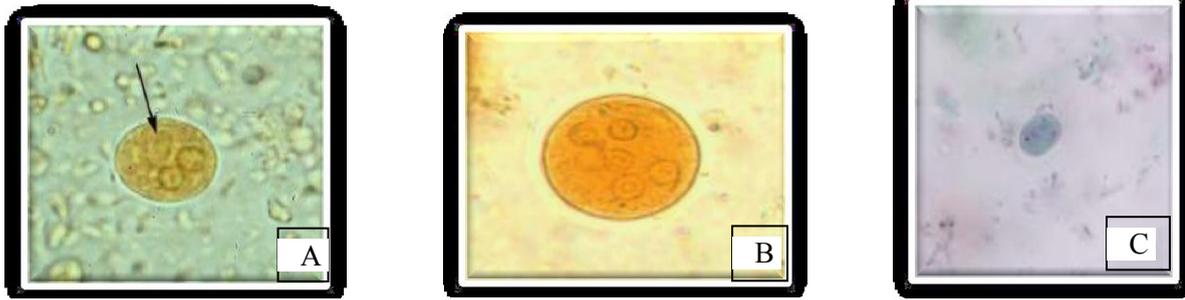
**A. Classe des Rhizopodes :****Les Amibes :**

Les amibes se caractérisent par la formation de pseudopodes pour leur déplacement et se présentent sous deux formes distinctes : forme végétative ou trophozoite (forme mobile) et forme kystique (forme de résistance). (Bourée, 2011).

En effet, *Entamoeba histolytica* est la seule amibe intestinale dont la pathogénicité chez l'Homme est certaine (Stanley, 2003).



**Figure 2.** Formes végétatives colorées au Trichrome (Guillaume, 2007)  
(A. *Entamoeba histolytica* B. *Entamoeba coli* C. *Endolimax nanus*)



**Figure 3 :** Formes kystes colorées au Lugol (A+B) et au Trichrome (C) (Guillaume, 2007)  
(A. *Entamoeba histolytica* B. *Entamoeba coli* C. *Endolimax nanus*)

### **B. Classe des flagellés :**

Ce sont des parasites munis d'un ou plusieurs flagelles.

Deux groupes distincts parasitent l'Homme :

- Les mono flagellés ; possédant un seul flagelle et un kinétoplaste.
- Les poly flagellés ; 2 à 8 flagelles sans kinétoplaste (Raget et al., 2000) (Moulinier, 2003).



**Figure 4.** *Giardia intestinalis* colorée au Lugol (A) et au Trichrome (B) (Guillaume, 2007)  
(A. Forme végétative B. Forme kyste)

### **C. Classe des Ciliés :**

Ces protozoaires possédant une structure complexe et sont caractérisés par la présence de nombreux cils vibratiles à la surface cellulaire et de deux noyaux : un micronucléus, responsable de la reproduction et un macronucléus chargé de la vie végétative. La plupart des espèces parasites se rencontrent chez les poissons, seule *Balantidium coli* présente un intérêt en pathologie humaine et animale. (Fall., 2006).

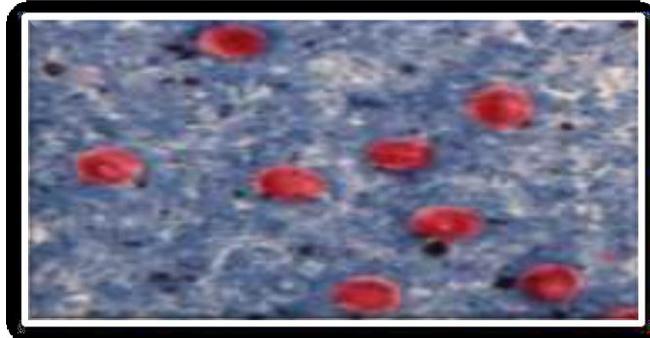


**Figure 5.** *Balantidium coli* colorée au Lugol (Guillaume, 2007)  
(A .Forme végétative B. Forme kyste)

**D. Classe des Sporozoaires (Coccidies) :**

Ce groupe des protozoaires comportant seulement des espèces endoparasites cellulaires, qui sont caractérisés par l'absence d'organites locomoteurs donc ils se déplacent grâce à la contraction leur membrane plasmique.

Les espèces les plus fréquemment retrouvées au sein des coccidioses humaines sont *Cryptosporidium sp* et *Isospora belli* (Guillaume, 2007).



**Figure 6.** Oocyste de *Cryptosporidium sp* après coloration de Z.N.M (Guillaume, 2007)

***Blastocystis sp :***

Considéré pendant plus de cinquante ans comme une levure intestinale saprophyte *Blastocystis hominis* est au fait un Protozoaire opportuniste qu'on pourrait ajouter à ceux qu'on vient de citer, la contamination est oro-fécale (Caprom et al., 2003).

C'est un parasite entérique humain, fréquemment retrouvé dans les selles (Boorom et al., 2008).



**Figure 7.** La forme kyste de *Blastocystis sp* à l'état frais (Guillaume., 2007)

**Les Helminthes (Métazoaires) intestinaux :**

Ce sont des vers pluricellulaires, macroscopiques à sexes séparés (Jacquemin, 1974).

Ils sont reconnus sous formes adultes(les deux sexes), sous forme larvaire, ou ovulaire (ANOFEL., 2010).

**Classification :**

Il regroupe des êtres pluricellulaires avec deux sous embranchement, selon la morphologie on distingue :

**A. Sous /Embranchement des némathelminthes :**

Ce sont des vers ronds représentés par une seule classe, celle des nématodes

**B. Sous /Embranchement des plathelminthes :**

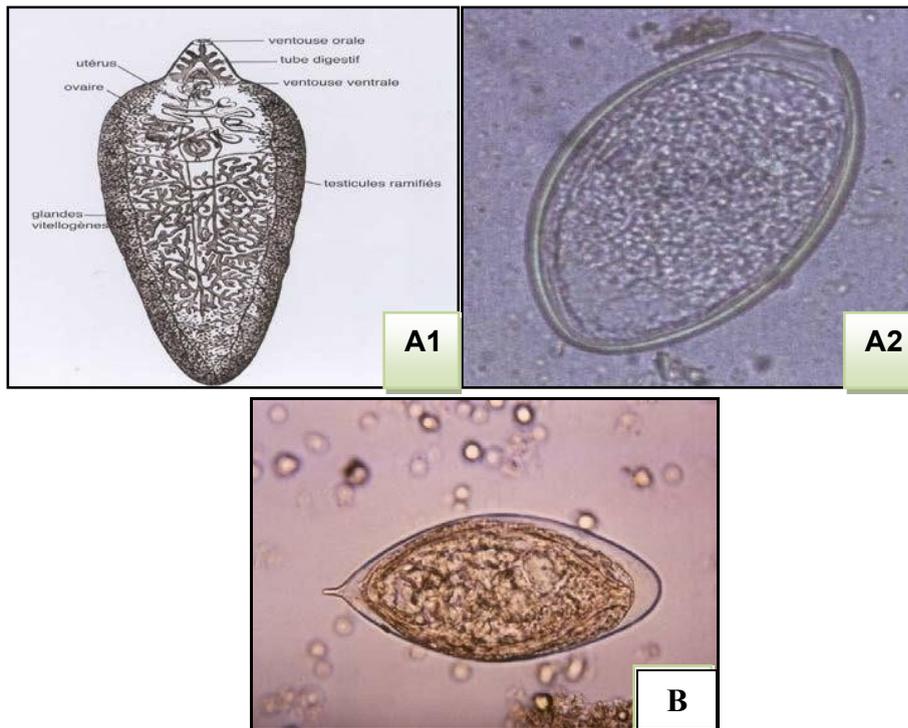
Ce sont des vers plats répartis en deux classes :

\*Classe des trématodes : Vers plats non segmentés hermaphrodites (les douves) ou à sexe séparé (les schistosomes).

\*Classes des cestodes : Vers plats à corps segmentés hermaphrodites (ANOFEL., 2010-2011).

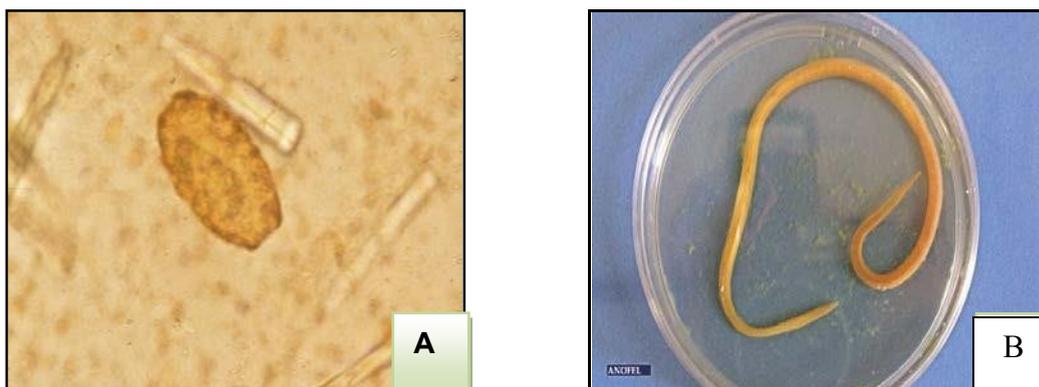
**Tableau 1 : Classification des Helminthes (Jacquemin, 1974).**

Plathelminthes (vers plats)		Némathelminthes (vers ronds)	
Cestodes	Trématodes	Nématodes transmis Par os	Nématodes transmis par voie transcutanée
<i>Tænia (Tænia saginata, Tænia solium)</i> <i>Hymenolepis nana</i> <i>Diphyllobothium latum</i>	Schistosomes Douve (douve intestinales, douve pulmonaires, Douve hépato- biliaire	<i>Ascaris</i> <i>Oxyure</i> <i>Trichocéphale</i> <i>Trichine</i>	<i>Ankylostome</i> <i>Anguillule</i>



**Figure 8 :** Les principales espèces des Trématodes.

(A1 : Vers adulte de *Fasciola hepatica* (Guillaume, 2007) A2 : Œuf de *Fasciola hepatica* (Guillaume, 2007) B : Œuf de *Schistosoma haematobium* (CDC)).



**Figure 9:** Espèce des Nématodes (A : Œuf d’*ascaris lumbricoides* (Bourrée, 2013) B : Vers femelle *Ascaris lumbricoides* (Morino et Lavergne., 2015)

**Mode de contamination**

Les parasites intestinaux peuvent pénétrer dans l'organisme par deux voies différentes: la voie buccale et la voie transcutanée (Bourrée, 1983).

**\*Pénétration par voie buccale :**

La contamination se fait par ingestion d'éléments infectants contenus dans l'eau ou les aliments souillés à la

faveur d'une faute d'hygiène.

**Exemples:** kystes mûrs d'amibes ou oocystes mûrs de coccidies ou larves de taenias.

**\* Pénétration par voie transcutanée :**

Elle se fait de façon active par effraction cutanée. Ce mode de contamination est le fait des larves strongyloïdes d'ankylostome ou d'anguillule et de la furcocercaire de schistosome (**Glovan, 1974**)

**2. Diagnostic des parasitoses intestinales :**

Le diagnostic des parasitoses intestinales repose sur un ensemble de critères, épidémiologiques, cliniques et biologiques, permettant l'orientation vers la parasitose suspectée et parasitologique permettant la confirmation par la mise en évidence du parasite. (**Forzy et al., 1988**) ;(**Jacquemin et Jacquemin., 1987**).

Le diagnostic repose avant tout sur l'examen coprologique. Il est toujours utile de préciser au laboratoire le ou les parasites recherchés, l'état immunitaire du patient, ses symptômes, la présence d'une éosinophilie et les pays visités. Il faut une quantité de selles suffisante (une grosse noix), prélevée si possible moins d'une heure avant l'analyse (**Laurent et al., 2017**).

**Définition de la coprologie parasitaire :**

La coprologie parasitaire ou l'examen parasitologique des selles (EPS) est un examen de base consistant à examiner les selles sur le plan macroscopique et microscopique. Il permet le diagnostic d'un grand nombre de parasites intestinaux (Helminthes ou Protozoaires) et extra-intestinaux (œufs de douves des voies biliaires voire du poumon ; œufs de Schistosomes) pour lesquels les selles constituent le véhicule normal de leur forme de dissémination dans le milieu extérieur. Chaque parasite est mis en évidence par une ou plusieurs techniques plus ou moins spécifiques. (**Guiguen, 2012**).

**Prélèvement des selles :**

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

-Faire parvenir la selle dans les délais les plus brefs.

-la selle ne doit pas trop se refroidir. (Sensibilité des trophozoïtes au froid) (**ISM Alger., 1984**).

-Utiliser un contenant (boîte) propre, à large ouverture et à fermeture hermétique. Eviter le contact avec l'eau, le sol et l'urine (**Thivierge, 2014**).

-Mentionner sur le contenant le nom, prénom ou le numéro du malade, la date et l'heure d'émission de la selle (**OMS Genève., 1993**).

**Conservation des selles :**

Si le délai d'acheminement du prélèvement est long, on a recours à des méthodes de conservation par :

▪ Le froid : à +4°C, mort des trophozoïtes et des larves d'anguillules, et conservation de kystes de Protozoaires et œufs d'Helminthes.

▪ L'eau formolée : qui est une solution conservatrice mais aussi fixatrice (d'Helminthes et de kystes), à 10% pour les selles fermes, à 5% pour les selles pâteuses. Les trophozoites se fixent et se conservent pendant quelques semaines dans du formol à 10%, les œufs d'Helminthes à 20%.

▪ Le M.I.F (Merthiolate-iode-formol) : elle permet une conservation plus longue des formes végétatives, quelques années, ainsi que les kystes indéfiniment, tout en permettant leurs observation sous forme colorée. C'est un mélange de solution mère de merthiolate, de teinture de merthiolate et de solution de Lugol à 5% (**Valentin, 2009**).

**Examen parasitologique des selles** : Doit comporter obligatoirement un examen macroscopique et un autre microscopique.

**Examen macroscopique** : qui renseigne sur : La consistance de la selle : les selles peuvent être moulées dures, moulées souples, pâteuses non moulées, liquides hétérogènes ou liquides homogènes, fermes en partie et très molles en d'autres. La couleur de la selle : jaune ou ocre en rapport avec la présence de bilirubine, décolorée liée à un obstacle au niveau des voies biliaires, ou noir liée à la présence de sang digéré ou de médicament à base de charbon. Eléments surajoutés : la présence d'anneaux de tænia, d'ascaris adultes, d'oxyures adultes et même de larves d'anguillules (**Raymond, 2003**).

**Examen microscopique** : L'examen microscopique est le temps essentiel de l'analyse. Il permet de dépister les œufs et les larves d'Helminthes, les kystes et les formes végétatives d'amibes et de flagellés, les oocystes de coccidies et les spores de microsporidies. Les cristaux de Charcot-Leyden sont dus à la destruction des polynucléaires éosinophiles du tube digestif. Il n'existe pas de parallélisme entre eux et l'éosinophilie sanguine. Leur constatation doit inciter à rechercher une helminthiase, mais ils peuvent également se rencontrer au cours de protozooses Amibiase et Isosporose (**Guiguen, 2012**).

#### **A. L'examen à l'état frais :**

Il permet de voir la mobilité de certains parasites et donne une idée sur le degré d'infestation du patient. Selon la qualité des prélèvements et la consistance des selles.

Quelque soit le résultat de l'examen direct, on doit faire obligatoirement deux techniques de concentration dont le principe diffère (**Radaody, 2007**).

#### **B. L'examen direct :**

Il est indispensable. Il consiste à étudier au microscope un peu de matière fécale entre lame et lamelle.

L'examen direct permet d'étudier vivantes les formes végétatives de protozoaires, de noter leur mode de déplacement, la présence d'un pseudopode, d'un flagelle ou d'une membrane ondulante. Il permet aussi d'observer les larves d'anguillule et d'ankylstome.

Pour cet examen direct on peut utiliser soit une goutte de sérum physiologique, soit une goutte de Lugol à 1% ce qui facilite l'étude morphologique en mettant en évidence les vacuoles iodophiles de *pseudolimax bustschlii*

par exemple (Guillaume, 2007).

### **C. examen après coloration :**

Les techniques de coloration pour but d'identifier les espèces, des formes végétatives ou kystes de protozoaires, principalement d'amibes (Belkaid *et al.*, 1992) et (Golvan, 1983).

Elles facilitent le repérage et l'observation des éléments parasitaires, en particulier des kystes ou des formes végétatives.

#### **Coloration par le Lugol double :**

Cette coloration est utile quand les formes végétatives de Protozoaires sont déjà détruites ; elle colore la chromatine des noyaux en couleur foncée. La flore iodophile du colon apparaît en brun et l'amidon mal digéré en bleu et l'amidon transformé en érythro-dextrine est coloré en rouge violet (Radaody, 2007).

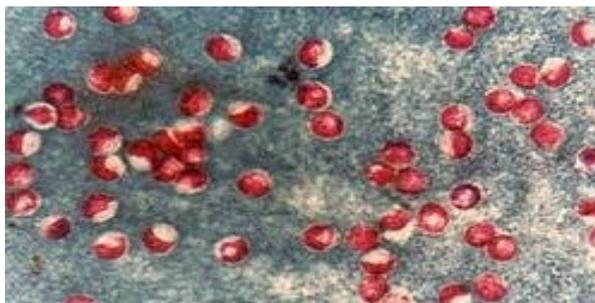
#### **Coloration par le Merthiolate-Iode-Formol (MIF) :**

Cette coloration est la plus utilisée, il s'agit de la méthode de Sapero et Lawless, méthode de fixation et de coloration en tube qui permet une bonne observation des structures nucléaires (chromatine-caryosome) nécessaires à l'identification des formes végétatives ou kystiques de nombreux Protozoaires en particulier les amibes. Après une incubation de 24 heures à la température ambiante, l'observation microscopique du mélange selles-MIF montre que les formes végétatives et kystiques des Protozoaires apparaissent colorées en rose brun plus ou moins foncé. L'observation des œufs et larves d'Helminthes n'est pas perturbée par cette coloration. En plus de la coloration des parasites, la réalisation du MIF permet une légère concentration des éléments parasitaires à la surface du culot. Aussi il est recommandé de faire 2 prélèvements pour l'examen microscopique : un à la surface du culot et l'autre après sa remise en suspension. La coloration MIF permet aussi de retarder l'observation de l'examen direct et conserver la morphologie des éléments parasitaires plus longtemps. (Sapero et Lawless., 1953)

#### **Coloration de Ziehl-Neelsen modifiée par Henriksen et Pohlenz (Z N M) :**

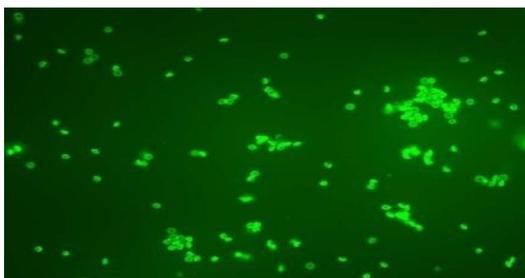
C'est une variante de la technique de Ziehl-Neelsen utilisée en bactériologie. La paroi de *Cryptosporidium sp* est acido-résistante et se colore par le rouge.

Les oocytes de *Cryptosporidium sp* apparaissent sous forme d'éléments arrondis rouges de 4 à 6 µm de diamètre sur fond vert, certains peuvent ne pas prendre la coloration. Les oocystes ont une paroi épaisse, le cytoplasme est finement granuleux avec une zone centrale plus claire, le corps résiduel et les sporozoïtes sont souvent foncés et nettement visibles ( Fayer et Xiao., 2007).



**Figure 10:** Oocytes de *Cryptosporidium* sp (Source : ANNOFEL)

**La coloration à l'auramine** : utilise de manière combinée le principe de fluorescence naturelle des oocystes, qui met en évidence le parasite. Les oocystes apparaissent comme des disques jaunes brillant sur fond sombre (Fayer et Xiao., 2007) (Khurana et Chaudhary., 2018)



**Figure 11:** Oocyste de *Cryptosporidium* sp coloré à l'Auramine (Source ANNOFEL)

**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 (Belkaid et al., 1992).

**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 (Guillaum , 2007) (Weber, 1992).

### 3. Traitement et prophylaxie

**Traitement :**

Le traitement antiparasitaire regroupe plusieurs et en fonction de l'espèce parasitaire on distingue les antis protozoaires et les antihelminthiques (LAMAND et SPADONI., 2014).

**Prophylaxie :**

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

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 (**OMS Genève., 1987**).

# **Chapitre 2**

## **Matériels et méthodes**

**1. Objectif de l'étude :**

Plusieurs espèces peuvent coloniser le tube digestif de l'homme, dont plusieurs cas sont asymptomatiques. Cependant, ils peuvent constituer une source d'infection pour d'autre personne.

Pour cette raison ; on a effectué une étude rétrospective portant sur les résultats des examens parasitologiques (EPS) des selles en appliquant des techniques de coloration coproparasitologique des selles.

L'objectif de notre travail est de maîtriser et manipuler quelques techniques de coloration coproparasitologiques des selles et identifier quelques espèces parasites du tube digestif et puis comparer ses résultats obtenus de cette étude prospective (limité par le COVID-19) avec les résultats de l'étude rétrospective.

**2. Lieu et période d'étude :**

Notre étude a été menée au niveau de l'Etablissement Hospitalier Spécifique en Transplantation d'organes et des tissus (EHS TOT) du C.H.U FRANTZ FANON à Blida, au sein du laboratoire de Parasitologie et Mycologie durant une période de trois mois allant du mois de Mars au mois de Mai 2021.

On été inclus dans l'étude des patients qui présentent principalement une diarrhée comme critère d'orientation d'un EPS, pour lesquels il nous a été adressé une demande d'examen des selles pour la recherche de parasites et d'autres qui se présentent pour un dépistage. Une coloration en Une coloration spéciale de Ziehl Neelsen modifiée par Henriksen et Pohlenz a été effectuée pour ces différents prélèvements.

**3. Population étudiée :**

Ce travail concerne des patients hospitalisés ou suivis dans les services d'hématologie ; du Covid et du T.O.T et des patients externes du laboratoire d'hygiène, et de l'hôpital de Boufarik. Notre population porte sur 103 sujets âgés de 1 à 80 ans, avec une moyenne d'âge de 42.5. Le sexe Ratio est de 1,94 (68 hommes et 35 femmes). Cette population provient de plusieurs wilayas dont la majorité est de la wilaya de Blida.

Chaque patient a bénéficié de trois (03) examens parasitologiques des selles (EPS).

Nous avons analysés des matières fécales fraîchement émises, chaque selle a fait l'objet d'un examen macroscopique et microscopique ; ce dernier est basé sur un examen direct à raison de deux préparations et une technique de concentration de Ritchie et une coloration de Ziehl Neelsen modifiée.

**4. Echantillonnage :**

Pour chaque patient un échantillon de selle fraîche est recueilli le matin, dans des boîtes à fermeture hermétique, sans produit de conservation. Elles sont accompagnées d'une fiche de renseignements.

**5. Fiche de renseignements :**

Au cours de notre étude nous avons utilisé une fiche de renseignements renfermant les informations nécessaires relatives à l'interrogatoire subit au niveau de la réception du service, celle-ci est enregistrée sous un numéro d'ordre attribué par le service. Elle a été remplie et renferme trois parties (voir Annexe) :

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

**6. Matériels biologiques :**

Représentent la matière fécale humaine ou bien les selles à examiner.



**Figure 12.** Selle fraîche à examiner (photo personnelle 2021)

## 7. Matériels non biologiques (voir Annexe)

### 8. Méthodes utilisées :

#### Examen macroscopique :

Il s'effectue à l'œil nu et il permet d'avoir une appréciation sur :

\*Consistance : en billes, dures, fermes, pâteuses, molles, liquides.

\*Etude de la digestion : selles homogènes ou présence de restes alimentaires

\*Présence ou non de : pus, de mucus, de sang, glaires.

\*Coloration des selles décolorées : blanches, verdâtres, jaune safran, rouge, noires.

\*Présence éventuelle d'éléments parasitaires adultes : oxyures, ascaris, anneaux de ténias, plus rarement de trichocéphale d'ankylostome, douve de l'intestin (**Guillaume., 2007**).

#### Examen microscopique :

En coprologie, c'est le temps essentiel du diagnostic parasitologique. L'examen microscopique direct est obligatoire à l'objectif x 10 puis x 40. C'est le seul examen qui permet de voir le parasite sous forme mobile.

#### Examen direct :

Il comporte obligatoirement un examen direct des selles fraîches et un examen après concentration (**ANAES., 2003**).

La première étape de l'examen microscopique passe par cet examen direct qui se réalise à l'état frais dans de l'eau physiologique et dans une solution iodo-iodurée.

#### Examen à l'état frais en eau physiologique :

Cet examen a pour but la recherche des formes végétatives vivantes de protozoaires, facilitée par leur mode de déplacement (**Rousset., 1993**). Il permet aussi d'observer les larves d'anguillule et d'ankylostome kystes des protozoaires et les œufs d'helminthes (**Buffaz et al., 2014**).

#### Mode opératoire :

- Dans un verre à pied, prélever à l'aide d'une baguette en verre, une parcelle des selles (prise à différents endroits).
- Ajouter progressivement de l'eau physiologique afin d'avoir une dilution optimum tout en triturant jusqu'à obtention d'une dilution homogène.
- Avec une micropipette, déposer deux gouttes de la dilution séparément sur la lame, à l'une de ces gouttes est ajoutée une goutte de Lugol.
- Recouvrir d'une lamelle, et observer respectivement aux objectifs x10 puis x40

**Examen en solution iodo-iodurée :**

But d'utilisation de la coloration de Lugol :

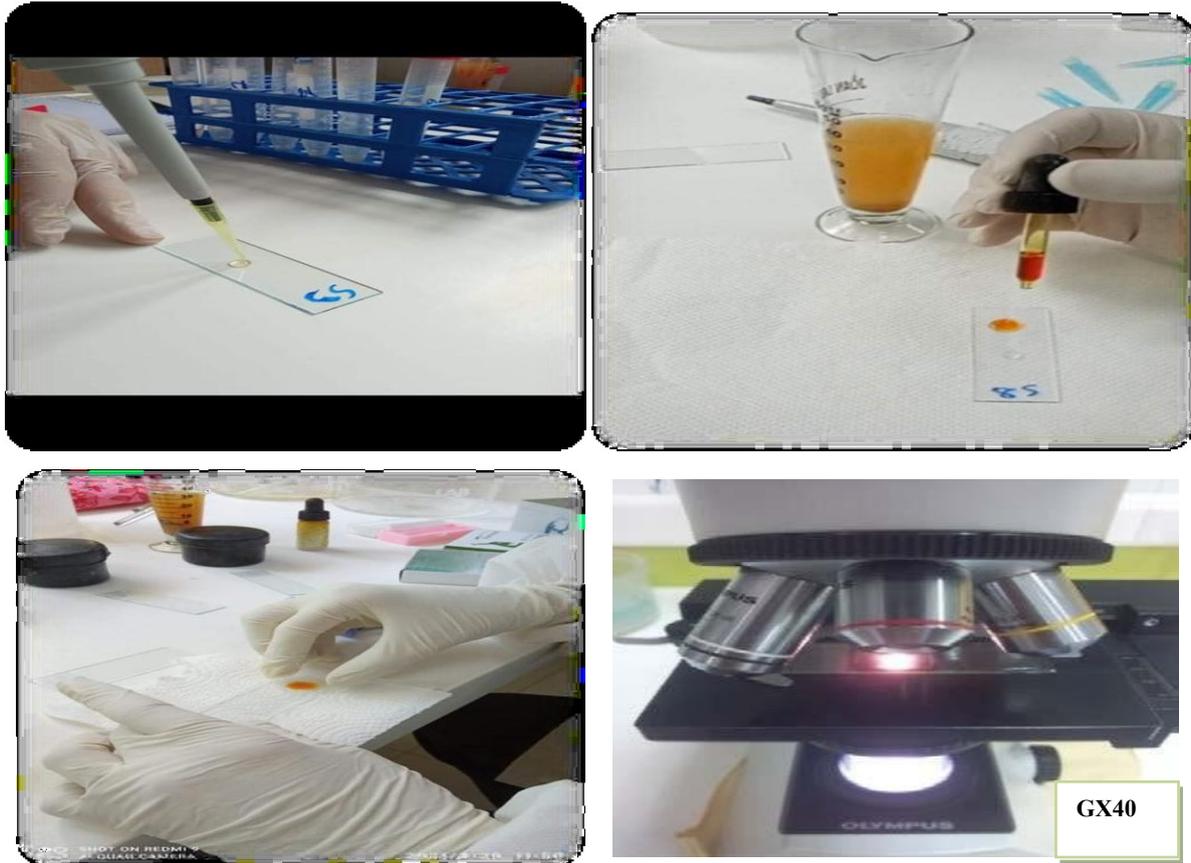
C'est une coloration extemporanée à l'état frais entre lame et lamelle, elle permet l'identification des espèces de Protozoaires en colorant :

- Les membranes cytoplasmiques et nucléaires.
- Le caryosome et la chromatine en noir.
- La vacuole de *pseudolimax butshlii* en marron.
- Et les grains d'amidon en violet foncé. (Dani et Saib., 2017).

**Mode opératoire :**

Même procédure que la technique précédente en ce qui concerne la dilution de la matière fécale sauf qu'à la goutte déposée sur la lame ajouter une goutte de Lugol à 5% ; recouvrir d'une grande lamelle et observer au microscope G x10 puis G x 40.





**Figure 13 : les étapes de l'examen direct des selles (photos personnelles 2021)**

### **Examen microscopique après concentration**

La concentration a pour but de réunir les parasites dans un volume très réduit de selle en s'étant débarrassé au maximum des débris alimentaire (**Guillaume., 2007**).

On a utilisée la méthode de Ritchie modifiée.

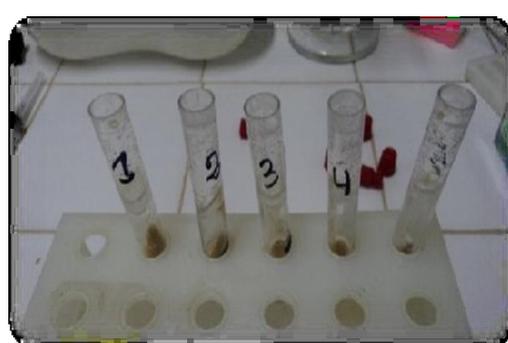
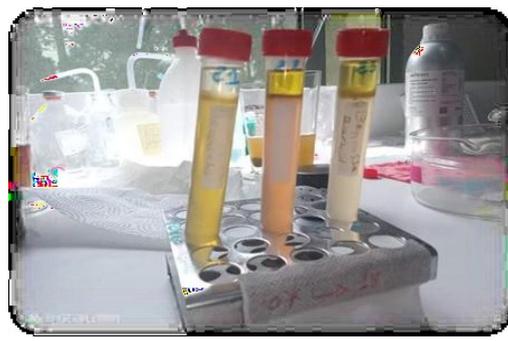
### **Technique de Ritchie modifiée**

C'est une méthode diphasique qui permet d'éliminer les constitutions gênantes à la lecture, et les éléments parasitaires seront concentrés dans le culot après centrifugation (**Lariviere., 1987**).

#### **Mode opératoire :**

- Dans un verre à pied, diluer la selle dans en ajoutant du Formol à 10%.
- Triturer puis laisser sédimenter.
- Verser dans un tube conique à deux tiers (2/3) de volume de la dilution fécale, et ajouter un tiers (1/3) d'éther.
- Boucher les tubes et agiter jusqu'à obtention d'une solution homogène.
- Centrifuger à 1500 (Tr/min) pendant 5 minutes en équilibrant la centrifugeuse.

- Formation de quatre (4) phases (Ether, Débris, Formol, Culot).
- Jeter le surnageant (les trois premières phases) en renversant le tube d'un mouvement rapide et récupérer le culot.
- Remettre le tube dans un portoir, et à l'aide d'une micropipette déposer une goutte du culot entre lame et lamelle et examiner au microscope (Objectif x10 et x40).





**Figure 14 : les étapes de la technique de Ritchie (photos personnelles 2021)**

#### **Examen microscopique après coloration :**

Les colorations spéciales sont effectuées pour préciser la morphologie d'un Protozoaire observé et ses structures nucléaires.

Il existe plusieurs techniques de coloration. Dans notre étude on a eu recours à la coloration de Ziehl Neelsen modifiée par Henriksen et Pohlenz.

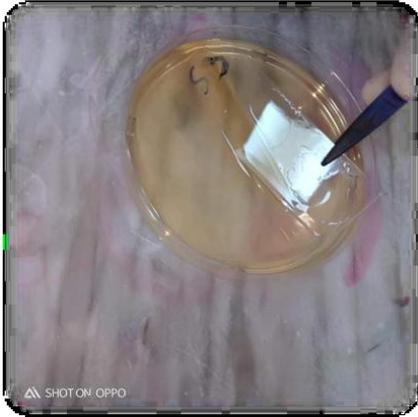
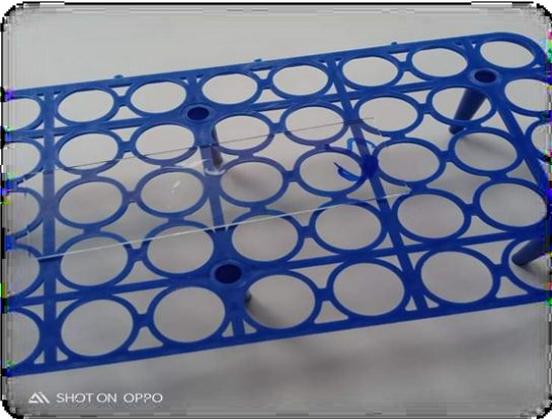
#### **Coloration de Ziehl-Neelsen modifiée :**

Cette coloration est appliquée pour certains parasites notamment ceux caractérisés par une paroi acido- alcool- résistante.

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

#### **Mode opératoire :**

- Sur une lame dégraissée, un étalement du culot de concentration résultant de la technique de Ritchie est réalisé puis séché à l'air.
- 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 15 minutes au vert de malachite à 5%.
- Rincer à l'eau de robinet et sécher à l'air.
- observer au microscope optique au grossissement x100.





**Figure 15 : les étapes de la technique de Ziehl Neelsen (photos personnelles 2021)**

### **9. Analyse des résultats :**

Notre analyse épidémiologique descriptive est basée sur l'étude des patients et des espèces parasites avec l'évaluation :

- Des sujets parasités par rapport au total des cas examinés externes et hospitalisés,
- De la prévalence globale du parasitisme intestinal selon les tranches d'âges et sexe,
- Des espèces parasites à l'origine de cette parasitose

# **Chapitre 3**

# **Résultats**

# **et discussion**

**1. Résultats :**

Dans ce chapitre nous exposerons les résultats de l'examen parasitologique des selles (EPS) réalisé au laboratoire de parasitologie et mycologie de C.H.U Frantz Fanon du Blida ; durant trois mois pour 103 patients hospitalisés et externes .cet examen nous a permet d'identifier quelques espèces parasites de l'intestin humain.

Dans cette partie nous analysons la répartition des patients selon :

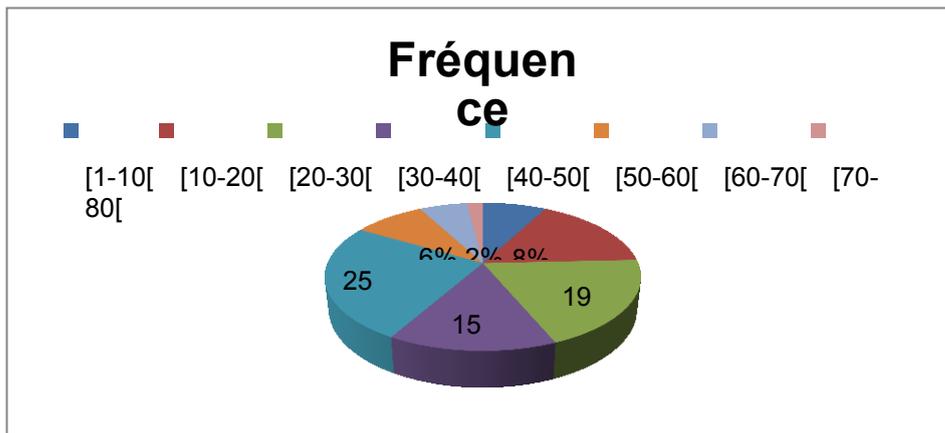
- L'âge.
- Le sexe.
- Le statut hospitalier.
- Le groupe parasitaire
- Le nombre de cas positifs et négatifs.
- les espèces parasitaires
- Modalité du parasitisme
- La technique de coloration utilisée.

**Répartition de la population selon l'âge :**

Notre échantillon a été regroupé en huit tranches d'âge (voir tableau2)

**Tableau 2** : prévalence de la population selon l'âge

Tranches d'âge	Nombre d'EPS	Fréquence %
[1-10[	8	7,76%
[10-20[	17	16,50%
[20-30[	20	19,41%
[30-40[	15	14,57%
[40-50[	26	25,24%
[50-60[	9	8,73%
[60-70[	6	5,84%
[70-80[	2	1,95%
<b>Total</b>	<b>103</b>	<b>100%</b>



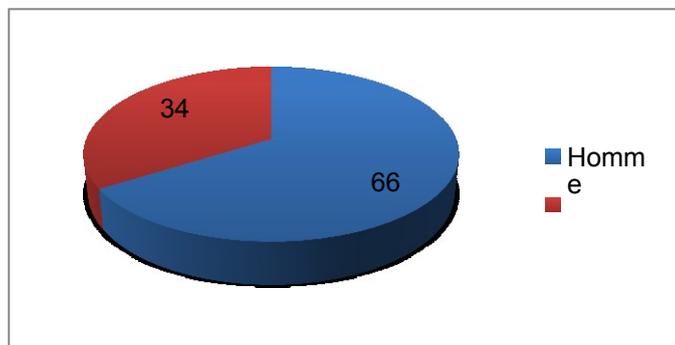
**Figure 16 : Répartition de la population selon l'âge**

En divisant notre population en deux catégories : adultes et enfants nous remarquons une dominance de la population adulte avec un pourcentage de (92,24%) par rapport à la population enfant qui présente un pourcentage de (7,76%) de la population étudiée.

**Répartition de la population selon le sexe :**

**Tableau3 : prévalence de la population selon le sexe**

	Homme	Femme	Total
<b>Nombre</b>	<b>68</b>	<b>35</b>	<b>103</b>
<b>Fréquence (%)</b>	<b>66.02</b>	<b>33.98</b>	<b>100</b>

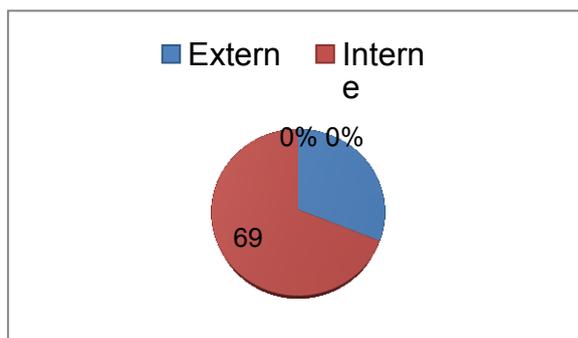


**Figure 17 : Répartition de la population selon le sexe**

Notre population représente un pourcentage de (66%) des hommes et de (34%) des femmes.

**Répartition de la population selon le statut hospitalier :****Tableau 4 : Prévalence de la population selon le statut hospitalier**

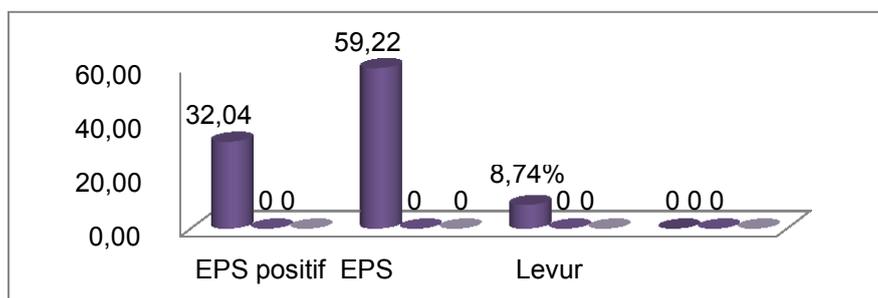
	Externe	Interne	Total
Nombre	32	71	103
Fréquence	31.07%	68.93%	100%

**Figure 18 : Répartition de la population selon le statut hospitalier**

Notre population étudiée est répartit selon le statut hospitalier en (31%) externe et (69%) interne.

**Répartition selon les cas positifs et négatifs :****Tableau 5: prévalence de la population selon les cas positifs et négatifs**

	EPS positif	EPS négatif	Levure	Total
Nombre	33	61	9	103
Fréquence (%)	32.04	59.22	8.74	100

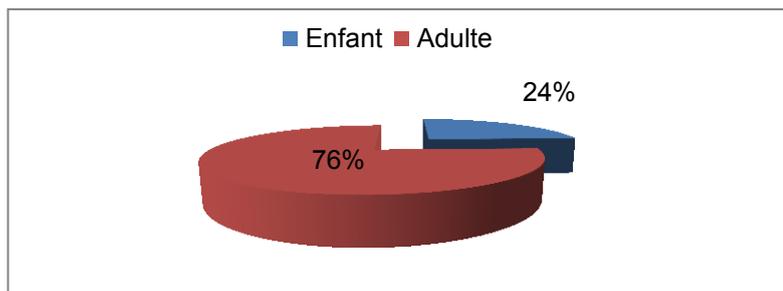
**Figure 19 : Répartition des cas positif et négatif**

Parmi les 103 sujets examinés 33 ont été reconnues parasités portants un ou plusieurs parasites ; avec un taux d'infestation de (32%) et 9 portants des levures avec un pourcentage de (9%) ; par rapport au cas négatifs figurants (59%).

**Fréquences de parasites intestinaux selon l'âge : Tableau 6**  
**: Répartition des cas positifs selon l'âge**

Tranche d'âge	Nombre de cas	Fréquence
Enfant	8	24,24%
Adulte	25	75,75%

Notre étude a montré que la prévalence chez les adultes est plus élevée que chez les enfants. Les résultats sont mentionnés dans la figure 20 :



**Figure 20 : secteur représente la prévalence des parasites intestinaux selon l'âge.**

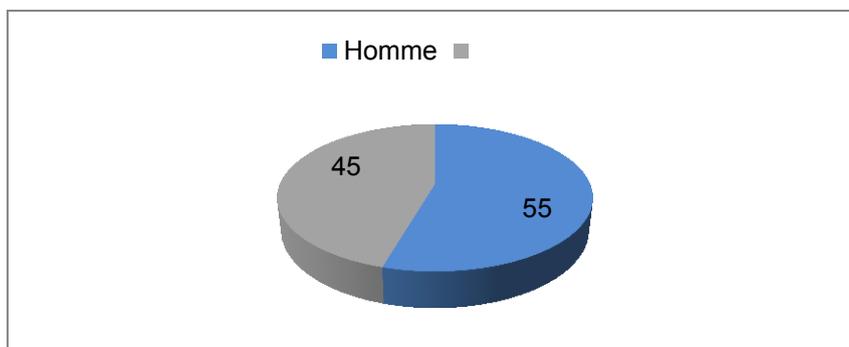
**Fréquences de parasites intestinaux selon le sexe :**

**Tableau 7: Répartition des cas positifs de parasitisme intestinal selon le sexe**

Sexe	Nombre de cas	Fréquence parmi les positifs
Masculin	18	54,5%
Féminin	15	45,5%

On observe une prédominance masculine avec un sexe ratio H/F=1.2, l'association n'est pas significative entre le sexe des patients et le parasitisme intestinal.

Cela est représenté par un secteur ci-dessous :

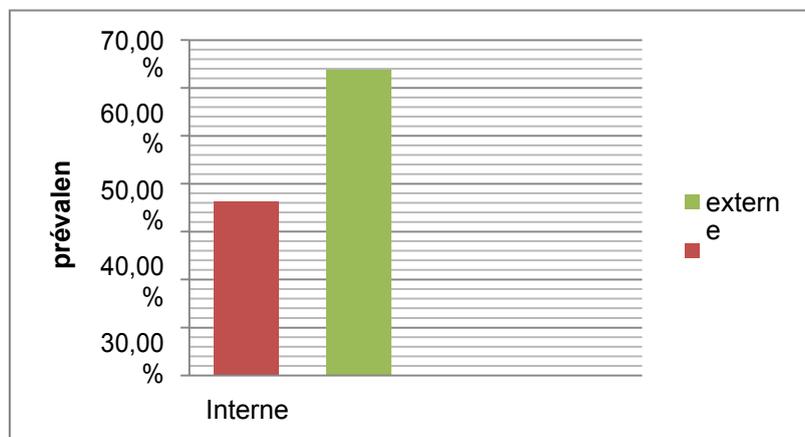


**Figure 21 : Répartition de la population selon le sexe.**

**Fréquences des parasites intestinaux selon le statut hospitalier: Tableau 8**  
**: Répartition des cas positifs selon le statut hospitalier**

	Externe	Interne	Total
Nombre	12	21	33
Fréquence	36,36%	63,63%	100%

La répartition de la population étudiée selon le statut hospitalier est comme suite ;  
 36,36% interne par rapport 63,63% des externes (voir figure 22)



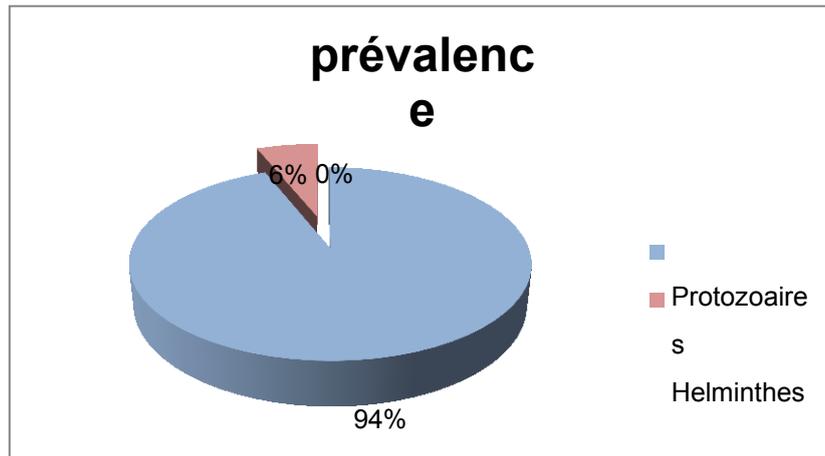
**Figure 22 : Répartition de la population selon le statut hospitalier**

**Fréquence des cas positifs selon le groupe parasitaire :**

**Tableau 9 : Répartition des cas positifs selon le groupe parasitaire intestinal**

	Protozoaires	Helminthes	Total
Nombre	31	2	33
Fréquence	93.93%	6.07%	100%

Le parasitisme intestinal dans notre étude était dominé par les protozoaires qui représentent un pourcentage de (94%) répartis entre amibes ; flagellés ; et ciliés Avec un pourcentage de (8%) des helminthes.



**Figure 23: Fréquence des Protozoaires et Helminthes**

#### Fréquence des espèces de Protozoaires :

Nous avons observé au cours de notre étude une variabilité des espèces parasitaires avec des taux différents.

Pour les Protozoaires ; l'espèce la plus fréquente est *Blastocystis sp* avec un pourcentage de 42.42%.

Pour les Helminthes la seule espèce enregistrée durant cette étude est *Ascaris sp* pour uniquement 2 cas qui représente 6,07% des sujets parasités.

**Tableau 10 : Répartition des cas positifs selon les espèces de Protozoaires :**

Espèces de Protozoaires	Nombre	Fréquence
<i>Entamoeba coli</i>	3	9,09%
<i>Giardia intestinalis</i>	2	6,06%
<i>Endolimax nanus</i>	3	9,09%
<i>Blastocystis sp</i>	14	42.42%
<i>Cryptosporidium sp</i>	11	33.33%

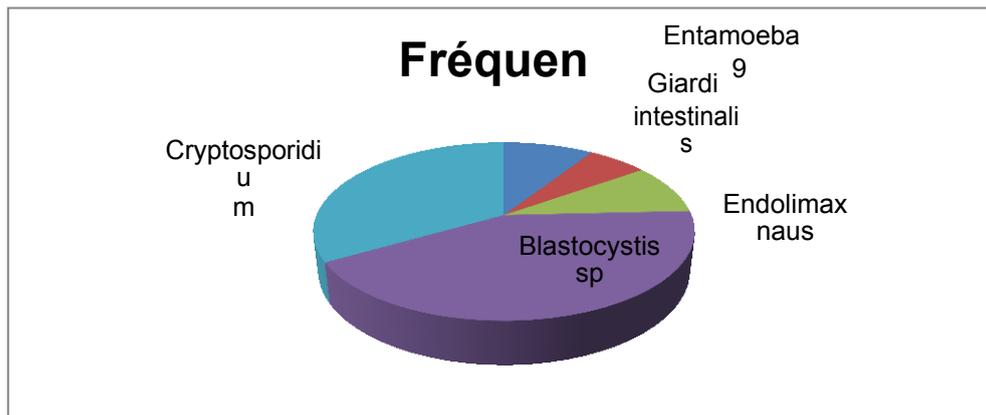


Figure 24: Fréquence des espèces de protozoaires.

**Fréquence selon les Modalités de parasitisme :**

Parmi les 33 sujets positifs, certains sont porteurs d'une seule espèce de Protozoaire ou Helminthe (Mono-parasitisme) d'autres possèdent plusieurs espèces en même temps (Poly-parasitisme).

**Tableau 11 : Répartition des cas positifs selon les modalités de parasitisme :**

	Mono-parasitisme	Poly-parasitisme	Total
<b>Nombre</b>	<b>29</b>	<b>4</b>	<b>33</b>
<b>Fréquence</b>	<b>87.87%</b>	<b>12.12%</b>	<b>100%</b>

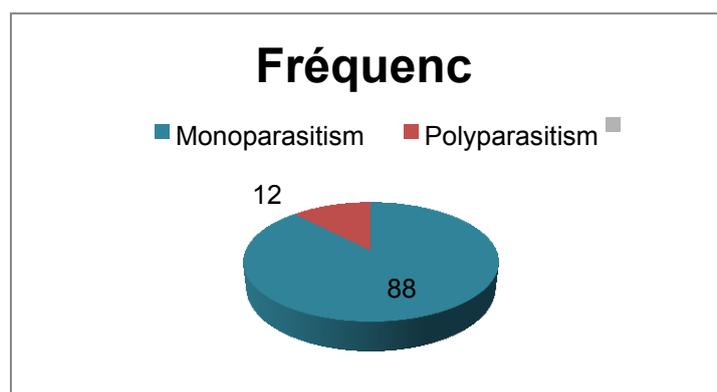


Figure 25 : Proportion du mono-parasitisme et poly-parasitisme

Sur l'ensemble des cas positifs retrouvés au cours de notre étude (33), 29 cas concernent le mono-parasitisme avec un pourcentage de 88% et 4 cas de poly-parasitisme soit 12%.

Concernant le poly-parasitisme, la majorité des associations parasitaires retrouvées sont de type parasitisme double.

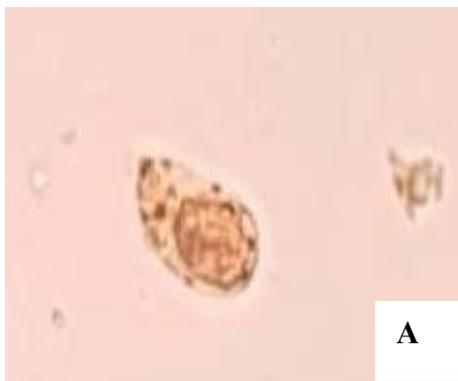
**Répartition selon la technique de coloration utilisée (Ziehl Neelen modifiée) :** Durant notre étude nous avons utilisé la coloration de Ziehl Neelsen pour les patients hospitalisés et les sujets immunodéprimés et des sujets sidéens ; 15 recherches de Cryptosporidies ont été effectuées. Parmi ces 15 demandes ; 11 cas se sont révélés positifs.

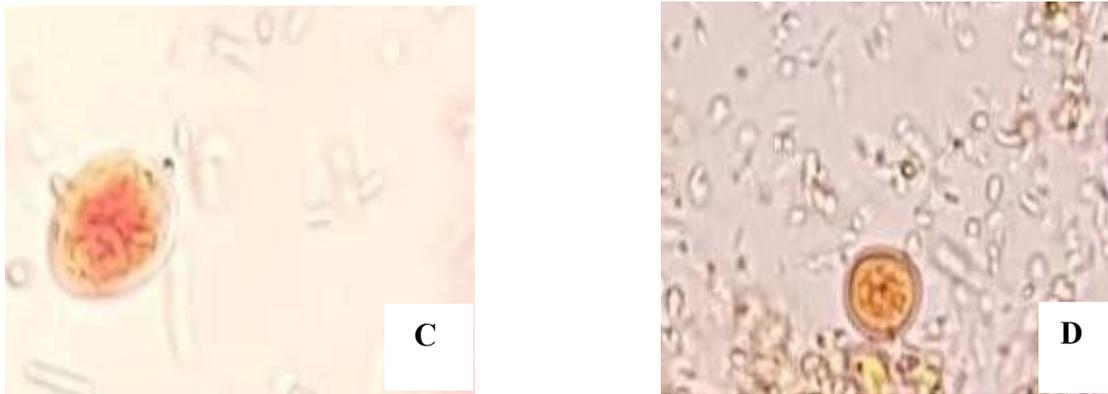
**Tableau 12 : répartition selon la technique de coloration (Z.N.M)**

	Résultats positifs	Résultats négatifs
Examen direct	2	13
Examen après concentration de Ritchie	5	10
Examen après coloration de Z.N.M	11	4

Nous remarquons que la technique de coloration de Ziehl Neelsen a corrigée les résultats de l'examen direct et après concentration de Ritchie qui ont donnés un nombre de résultats positifs 2 et 5 respectivement alors que la technique de coloration Z.N.M a montré la présence 11 cas de *Cryptosporidium sp* (un parasite opportuniste).

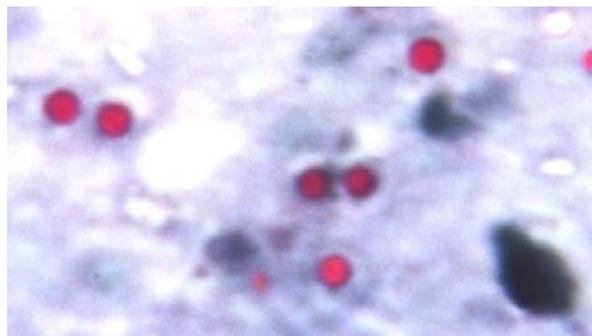
**Observation microscopique de certaines espèces parasitaires de l'intestin humain :**





**Figure 26 : Les différentes espèces de protozoaires retrouvées dans l'EPS coloration au Lugol (photos personnelles 2021).**

(A : *Blastocystis sp*    B : *Entamoeba coli*    C : *Giardia intestinalis*  
D : *Endolimax nanus*)



**Figure 27 : *Cryptosporidium sp* colorée par Z.N.M (photo personnelle 2021)**



**Figure 28 : OEuf d'*Ascaris sp* (photo personnelle 2021)**

## **2. Discussion :**

Notre étude s'est déroulée au laboratoire de parasitologie et mycologie du CHU Frantz Fanon de Blida sur une période de deux mois allant du mois de Mars au mois de Mai et a concerné des malades hospitalisés dans le service TOT du CHU Frantz Fanon de Blida et d'autres malades de laboratoire hygiène à Blida.

Nous avons choisi de manipuler des techniques de coloration à fin de déterminer des espèces parasitaires touchants l'intestin de l'homme.

Notre étude a été limitée par le non disponibilité du matériel pour pratiquer certaines techniques Coprologique de l'examen microscopique après coloration vu la pandémie du COVID-19

Nous avons pratiqué, 103 examens parasitologiques des selles, comportant :

- Un examen macroscopique.
- Un examen microscopique.

Chaque examen microscopique à comporté :

- Un examen à l'état frais et au Lugol.
- Un examen après technique de concentration en appliquant la technique de Ritchie simplifiée.
- Un examen après coloration par la technique de Ziehl Neelsen modifiée.

### **Discussion générale**

Nos résultats de la prévalence globale des consultants en fonction de l'âge concordent avec les résultats observés à Oran par (**Bounis et al., 2012**) ; en effet 83% des consultants étaient des adultes et 17% étaient des enfants.

Parmi les 103 échantillons analysés, 33 de cette population ont été signalé comme patients positifs avec un taux global d'infestation de 59% ; ce taux est plus élevé par rapport aux résultats des enquêtes réalisées ; à Tlemcen 28.6% (**Ouraiba et Seghir., 2014**) ; à Constantine 19.65% (**Zekri et Meouche., 2018**) et à Oran 19.96% (**Benouis., 2012**).

Ces différences des prévalences enregistrées de ces diverses études peuvent êtres attribuables au statut socioéconomiques, aux conditions climatiques, à la pauvreté, à l'hygiène personnelle et communautaire, à la population étudiée, à l'année au cours de laquelle ces enquêtes ont été menées.

Nous avons identifiés 9 cas de Levures parmi les 103 patients examinés qui sont liés à la mauvaise hygiène et se présentent beaucoup plus chez les sujets immunodéprimés.

L'âge de notre population varie entre 5 et 80 ans, nos résultats montrent que le parasitisme touche toutes les tranches d'âge, avec un pourcentage de 76% pour les adultes et 24% pour les enfants. Ce résultat est compatible avec celui de **(El Guemri et al., 2009)** et supérieur aux résultats obtenus par **(Cheikhrouhou et al., 2009)** et **(Kasmi et Saidouni., 2016)**.

Contrairement aux résultats obtenus au Maroc par **(EL Guamri et al., 2011)** où les enfants sont touchés beaucoup plus que les adultes avec un pourcentage de 80.03% pour les enfants contre 19.97% pour les adultes.

Notre étude a montré qu'il en a une légère prédominance masculine avec une proportion de 55% et 45% pour le sexe féminin et le sexe ration (H/F) était de 1.94 ; à l'instar des travaux de **(Belkacimi et Haouchine., 2017)**. Alors que l'étude réalisée par **(Belkadi et Boukert., 2015)** ont trouvés que les sujets de sexe féminin sont plus parasités que les sujets de sexe masculin 36% contre 17%).

Les sujets internes observés durant cette étude sont beaucoup plus nombreux que les sujets externes, par contre le nombre de cas positifs le plus élevé est enregistré chez les externes. Ceci s'explique par le fait que les parasitoses intestinales ne nécessitent pas une hospitalisation qui immobilise le malade, et que les patients hospitalisés sont déjà là pour d'autres soucis de santé et effectuent leurs examen parasitologique des selles en cas de signes cliniques évocateurs et pour donner un diagnostic complet approfondi.

L'identification systématique des parasites intestinaux chez les adultes et enfants montre la présence d'espèces appartenant aux groupes de Protozoaires et d'Helminthes. Le parasitisme intestinal était dominé par les protozoaires, parasites fortement liés aux mains sales et au péril fécal, et qui représentaient 94% de l'ensemble des parasites isolés et celle des helminthes à 6%. Cette observation rejoint celle faite par **(Benouis et al., 2012)** dont in a trouvé que les protozoaires enregistrent 95.7% par rapport à 4.3% des helminthes.

Cette baisse du taux d'helminthose peut être expliquée par l'amélioration de l'assainissement des eaux usées, un meilleur contrôle de l'utilisation de ces eaux pour l'irrigation (traitement et contrôle parasitologique), et enfin une meilleur disponibilité de l'eau de boisson.

La majorité des protozoaires retrouvés appartient à la classe des Blastocystea, dont *Blastocystis sp* occupe la première place avec un taux de 43%, *Cryptospridium sp* dans la deuxième place avec un taux de 33%, suivi par *Entamoeba coli* et *Endolimax nanus* qui présentent un même pourcentage de 9%, et enfin *Giardia intestinalis* 6%.

Dans cette étude ; 88% des sujets présentent un mono-parasite, et 12% un poly-parasite. Cela rejoint les études faites par **(Benouis., 2012)** à Oran et **(El Ghamri et al., 2009)** au Maroc présentant un pourcentage de 89.27% et 84.5% respectivement.

La coloration de Ziehl Neelsen modifiée a permis de trouver 11 patients présentant des Cryptosporidies de parmi 15 examens alors que d'après l'examen direct et l'examen après concentration de Ritchie nous avons trouvés respectivement 2 et 5 cas positifs parmi les 15 sujets examinés. Lors de cette étude, nous avons manipulés que la technique de coloration Z.N.M qui a permis de mettre en évidence les oocystes qui prennent une couleur rouge rose (voir figure 27).

Les lames colorées par cette technique peuvent être conservées et leur lecture peut se faire quelques temps après.

# Conclusion

## conclusion

---

Les parasitoses intestinales humaines demeurent un problème de santé publique non négligeable, toutes les catégories peuvent être touchées par ces parasitoses surtout les sujets présentant un système immunitaire fragilisé.

Notre étude a été réalisée au niveau du service TOT du CHU Frantz Fanon de Blida au sein du laboratoire de Parasitologie et Mycologie durant une période de trois mois allant du mois de Mars au mois de Mai 2021.

L'étude s'est portée sur 103 patients (32 externes et 71 hospitalisés) ayant fait objet d'un examen direct des selles ; après concentration et coloration. 33 patients sont parasités, ce qui correspond à une prévalence de 32%. L'identification de différentes formes parasitaires trouvées durant notre étude a montré que :

- Il n'y a pas de différence significative de parasitisme entre hommes et femmes (45% masculin et 55% féminin).
- Toutes les tranches d'âges sont touchées.
- Les levures se présentent chez 9 patients parmi les 103 examinés.
- Les protozoaires prédominent le spectre des parasitoses intestinales et l'espèce la plus retrouvée est le *Blastocystis sp* (43%).
- La seule espèce d'helminthe retrouvée est *Ascaris sp* chez les enfants (entre 1 et 10 ans).
- Ces parasites sont retrouvés seuls avec un pourcentage de 27% (mono-parasitisme) ou en association avec un pourcentage de 73% (poly-parasitisme).

Notre étude met en lumière l'importance des techniques de coloration car elles corrigent la négativité des examens directs et après concentration ; et ce type d'EPS est plus demandé même chez les sujets asymptomatiques non hospitalisés car il identifie la parasitose afin de la traiter.

Enfin, notre travail nécessite d'autres investigations dans le but de le compléter et de l'améliorer.

# **Références Bibliographiques**

## Référence bibliographique

### A

- 1). **ADJETEY T et al. (1997).** Helminthiases intestinales : résultat de cinq années de coprologie
- 2). **Agence Nationale d'Accréditation et d'Evaluation en Santé (ANAES), 2003-** Indications des examens de selle chez l'adulte. Gastroenterol Clin Biol. Masson : Pris. 27 : 627-642.
- 3). **ANN O'FEL., (1982).** Parasitologie-Mycologie. Maladies parasitaires et fongiques. Paris:
- 4). **ANOFEL, 2010-2011:** ANOFEL. Parasitologie médicale, généralités et définitions. Université Médicale Virtuelle Francophone, pp. 4
- 5). **ANOFEL, 2014 :** ANOFEL. Giardiose. Université Médicale Virtuelle Francophone, pp54.
- 6). **ANOFEL., (2010).** Parasitologie médicale, généralités et définitions. Université Médicale.

### B

- 7). **Belkacimi, M. et Haouchine, I., 2017-** parasitoses intestinales chez des enfants de deux établissements scolaires : Ecole primaire Ibn Bdis (Bordj el Kiffan) et CEM 2.
- 8). **Belkadi, A. Et Boukert, N., 2015-** étude des parasites intestinaux chez les malades hospitalisés dans le service gastro-entérologie au CHU-Mustapha d'Alger. Mémoire de fin d'étude
- 9). **Belkaid M, Amrioui B, Tabet MO, Bahbou M.** Diagnostic de laboratoire en parasitologie. Alger: El khezna-rahma; 1992.
- 10). **Benouis A,** Etude épidémiologiques des parasitoses intestinales humaines dans la région d'Oran. Apport de techniques complémentaires à l'examen coprologique direct pour la confirmation du diagnostic. Mémoire de Magister (en parasitologie). Faculté des Sciences d'Oran département de Biologie. Soutenu le 06 Juin 2012.
- 11). **Benouis, A., Bekkouche, A., Benmansour, Z., 2013-** Enquête épidémiologique des parasitoses intestinales humaines au niveau du CHU d'Oran (Algérie) : International journal of innovation and applied studies, ISSN 20286-9324. Vol.2 (4) : 613-620.
- 12). **Boorom KF1, Smith H, Nimri L, Viscogliosi E, Spanakos G, Parkar U, Li LH, Zhou XN, Ok UZ, Leelayoova S, Jones MS.** Oh my aching gut: irritable bowel syndrome, Blastocystis, and asymptomatic infection. 1Blastocystis Research Foundation, Philomath Blvd, Corvallis, Director@bhomcenter.org. Oct 2008. (Pub Med)
- 13). **BOUREE P., (1983).** Aide-mémoire de parasitologie et de pathologie tropicale.

## Référence bibliographique

- 14). **Bourée, P. (2001).** Aide-mémoire de parasitologie et de pathologie tropicale. 3ème édition. Flammarion. *Médecine-Sciences. Paris.*
- 15). **Bourée, P., 2011-** Parasitoses intestinales infantiles. EMC (Elsevier Masson Sas, Paris). Pédiatrie 4-015 : 1-10.
- 16). **Bourée, P., 2013-** parasitoses intestinal infantile: Journal de pédiatrie et de puériculture. 26 : 268-278.

## C

- 17). **Caprom M., Delgado-Viscogliosi; P., Edgcomb. V, Gerbod. D, Noel. C, Peyronnet. C, Sogin. M., Viscogliosi. E.** Phylogenetic analysis of Blastocystis isolates from different hosts on the comparison of small-subunit gene sequences. *Mol. Biochem. Parasitol.* 2003, (126): 119-123.
- 18). **Cheikhrouhou , F., Trabelsi, H., Sellami, H., Makni, F., Ayadi, A ., 2009-** Parasitoses intestinales dans la région de Sfax (sud tunisien) : Etudes retrospective. *Rev.Tum.Infectiol.* 3(2) : 14-18.

## D

- 19). **Dani.F et Saib.M** Parasitoses intestinales diagnostiquées au niveau du C.H.U Tizi Ouzou Mémoire du doctorat Faculté du Médecine Tizi Ouzou Département de Pharmacie Soutenu le 06 Juillet 2017.

## E

- 20). **EL GUAMRI Y, BELGHYTI D, ACHICHA A ET AL., (2009).** Enquête épidémiologique rétrospective sur les parasitoses intestinales au Centre hospitalier provincial El Idrissi
- 21). **El Guamri Y. Belghyti D. Barkia A. Tiabi M. Aujjar N. Achicha A.2011.** "Bilan de dix ans sur les parasitoses intestinales au Centre Hospitalier de Kénitra (Maroc) ", Science Lib. Editions Mersenne. Pp 11-1.
- 22). **El Guamri, Y., Belghyti, D., Barkia, A., Tiabi, M., Aujjar, N., & Achicha, A. (2011).** Bilan de dix ans sur les parasitoses intestinales au Centre Hospitalier de Kenitra (Maroc) 1996-2005. *Science Lib. Editions Mersenne*, 3(110601), 1-11.

## Référence bibliographique

### F

- 23). **Fall, D., 2006**-Prévalence du paludisme et des parasitoses intestinales au niveau Du centre de sante Nabil Choucir De la patte d'oie builders, Dakar. Thèse de doctorat : Pharmacie. Université cheikh Anta Diop. 112p.
- 24). **Fayer R, Xiao L.** Cryptosporidium and cryptosporidiosis. CRC press; 2007.
- 25). **Forzy G, Dhondt J, Leloire O, Shayeb J et al:** Reactive arthritis and Strongyloïdes.

### G

- 26). **Glovan, J., 1983**- Eléments de parasitologie médicale. Ed Flammarion. Paris. 245p.
- 27). **GOLVAN Y J., (1974).** Eléments de parasitologie médicale. 2è édition. Paris: Flammarion
- 28). **Guiguen C. 2012.** Service parasitologie et zoologie Faculté de médecine 2, av. du Pr Léon-Bernard R CS 34317 35043 Rennes, 2012, Elsevier Masson SAS.
- 29). **Guillaume, V. (2007).** Parasitologie: fiches pratiques (Autoévaluation et Manipulations). *Editions De boek et Laciers. a.*

### I

- 30). **ISM Alger., 1984** Diagnostic de laboratoire de parasitoses digestives, institut des sciences médicales Edition C et R, 349 p.

### J

- 31). **Jacquemin, P., Jean-Louis Jacquemin, M., & Jacquemin, J. L. (1987).** *Parasitologie clinique.* Masson.
- 32). **Jacquemin. P, Jacquemin. J-L, 1974** – Abrégé de parasitologie clinique, Edition Masson, 4 R 133.

### K

- 33). **Kasmi Hadja, S.A. (2016, Juin 02).** Etude de la prévalence des protozooses intestinales diagnostiquées au sein du laboratoire de parasitologie-mycologie de CHU de Telemcen. Telemcen, pharmacie, Algerie.

## Référence bibliographique

- 34). **Khurana S, Chaudhary P.** Laboratory diagnosis of cryptosporidiosis. Trop Parasitol. 2018;8(1):2.

### L

- 35). **LAMAND V, SPADONI S, BOHAND X., (2014).**Médicaments antiparasitaires (paludisme exclu). EMC-Maladies Infectieuses. PP. 1-10.
- 36). **Lariviere, M., 1987-**Parasitologie médicale : Ed Elips, Paris, 239p. Médecine-Sciences.599 p.

### M

- 37). **Moulinier, C., 2003-** parasitologie et mycologie médicale : Elément de morphologie et de biologie et de biologie. Ed Lavoisier. Paris. 796p.
- 38). **Morio F, Lavergne RA, Le Pape P.** Infections à Cyclospora. 2015;

### N

- 39). **Nechadi, D., Mezerreg, D.1999-** Les parasites du tube digestif chez les écoliers de l'établissement « Mouloud Feraouan » Bourouba-Alger.Mémoire de D.E.U.A : parasitologie.ALGER, USTHB.71pages.
- 40). **Nicolas, X., Chevalier, B., Simon, F., & Klotz, F. (2001).** Traitement des parasitoses intestinales (amibiase et mycose exclues), Encycl. Méd. Chir.

### O

- 41). **OMS** Ré lutte contre les parasitoses intestinales.OMS Genève : 1987. Rapport n°749.
- 42). Organisation Mondiale de la Santé OMS, GENEVE, 1993.
- 43). OMS, Organisation mondiale de la santé, 1998.
- 44). **OURAIBA I. SEGHIR N., (2014).** Evaluation de la fréquence des parasitoses intestinales chez les enfants scolarisés. PP.94-90.

### R

- 44). **Radaody, K. (2007).** Techniques coprologique standards en parasitologie. *Biologie clinique.*
- 45). **Raget, T., Killington, R., Nichlin, J., Grame-cook, K., 2000-** L'essentiel en microbiologie. Paris : Berti Edition, 365p.

## Référence bibliographique

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

**47). Rousset, J. J. (1993).** *Copro-parasitologie pratique: Intérêt et méthodologie, notions sur les parasites du tube digestif.* De Boeck Secundair

## S

**48). Sapero, J. J., & Lawless, D. K. (1953).** The "MIF" stain-preservation technic for the identification of intestinal protozoa. *The American Journal of Tropical Medicine and Hygiene*, 2(4), 613-619.

**49). Stanley, Sl., 2003-**Amoebiasis. Lancet. 361, 1025-34.

## T

**50).Thivierge, K. (2014).** Méthodes de laboratoire en parasitologie intestinale. Institut national de sante publique. United States, 2001-2002. United States Centers for Disease Control and Prevention.

## V

**51). Valentin A.2009.** Parasites des selles, formation continue techniciennes de laboratoires, FTLPO PARASITOLOGIE, réunion du 12 mars 2009.

**52). Verweij. J. J., Schinkel. J., Laeijendecker. D., Van Rooyen. MA., Van Lieshout. L. & Polderman . AM.** Real-time PCR for the detection of Giardia lamblia. Mol Cell Probes, 2003. (17): 223-5.

## W

**53). Weber R, Bryn RT, Owen RL, Wilcox CM, Gorelkin L, Visvesvara GS.** Improved lightmicroscopical detection of microsporidia spores in stool and duodenal aspirates. The Enteric Opportunistic Infections Working Group. PubMed. 1992;3(326):161-166.

**54). Zekri Ahlem, M.K (2018).** Les protozooses intestinales diagnostiquées au Constantine, Biologie Appliquée, Algerie.

(Kénitra, Maroc) bilan de 10 ans (1996-2005). Ann Biol Clin. . PP. 191-202.

**55).** (SS08) : 23-45. Disponible à : [www.cdc.gov/mmwr/preview/mmwrhtml/ss5308a4.htm](http://www.cdc.gov/mmwr/preview/mmwrhtml/ss5308a4.htm)

Laurent F, Lacroix-Lamandé S. Innate immune responses play a key role in controlling infection of the intestinal epithelium by Cryptosporidium. Int J Parasitol. 2017;47(12):711-2

# ANNEXE 1

**ETABLISSEMENT HOSPITALIER SPECIALISE EN TRANSPLANTATION D'ORGANES ET DE TISSUS DE BLIDA**  
Laboratoire central  
Unité de Parasitologie-Mycologie  
Examen parasitologique d'un prélèvement de selles  
(Fiche de renseignements)

N°

Nom : ..... Prénom : ..... Age : ..... Sexe : .....

Adresse : .....

Date et heure de prélèvement : .....

Externe  Hospitalisé  Service : ..... Médecin traitant : .....

Motif d'hospitalisation ou de consultation : .....

---

**Symptomatologie clinique :**

Douleurs abdominales : OUI  ..... NON

Diarrhée : OUI  ..... NON

Fièvre : Oui ..... Non

Date de début de la diarrhée : ..... Nombre de selles par jour : .....

Présence de sang : OUI  ..... NON

Présence de glaires : OUI  ..... NON

Constipation : OUI  ..... NON

Nausées - Vomissements : OUI  ..... NON

Ballonnement abdominal : OUI  ..... NON

Amaigrissement : OUI  ..... NON

Prurit anal : OUI  ..... NON

**Examens complémentaires :**

FNS : ..... Autres : .....

Pathologies associées : .....

Traitement en cours : .....

---

**Résultats :** Macroscopique : ..... Microscopie : Examen à l'état frais : .....

Examen après concentration : ..... coloration : .....

Blida le : .....

**ANNEXE 2**

**ETABLISSEMENT HOSPITALIER SPECIALISE EN TRANSPLANTATION D'ORGANES ET DE TISSUS DE BLIDA**

Laboratoire central  
Unité de Parasitologie – Mycologie

Numéro  
22

**Examen parasitologique des selles**

Nom : [redacted] Prénom : [redacted]  
Sexe : Homme Age : 57  
Externe :  Hospitalisé  Service : Hématologie  
Date de réception: .....

**RESULTATS :**

➤ Aspect macroscopique : selle molle

➤ Aspect microscopique :

▪ Examen direct :

\* A l'état frais :

\* Après concentration :

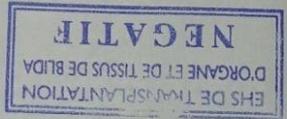
– Technique de Ritchie modifiée : Entamoeba coli

– autres :

\* Après coloration :

– Coloration de Ziehl-Nelsen modifiée : .....

▪ Autres :



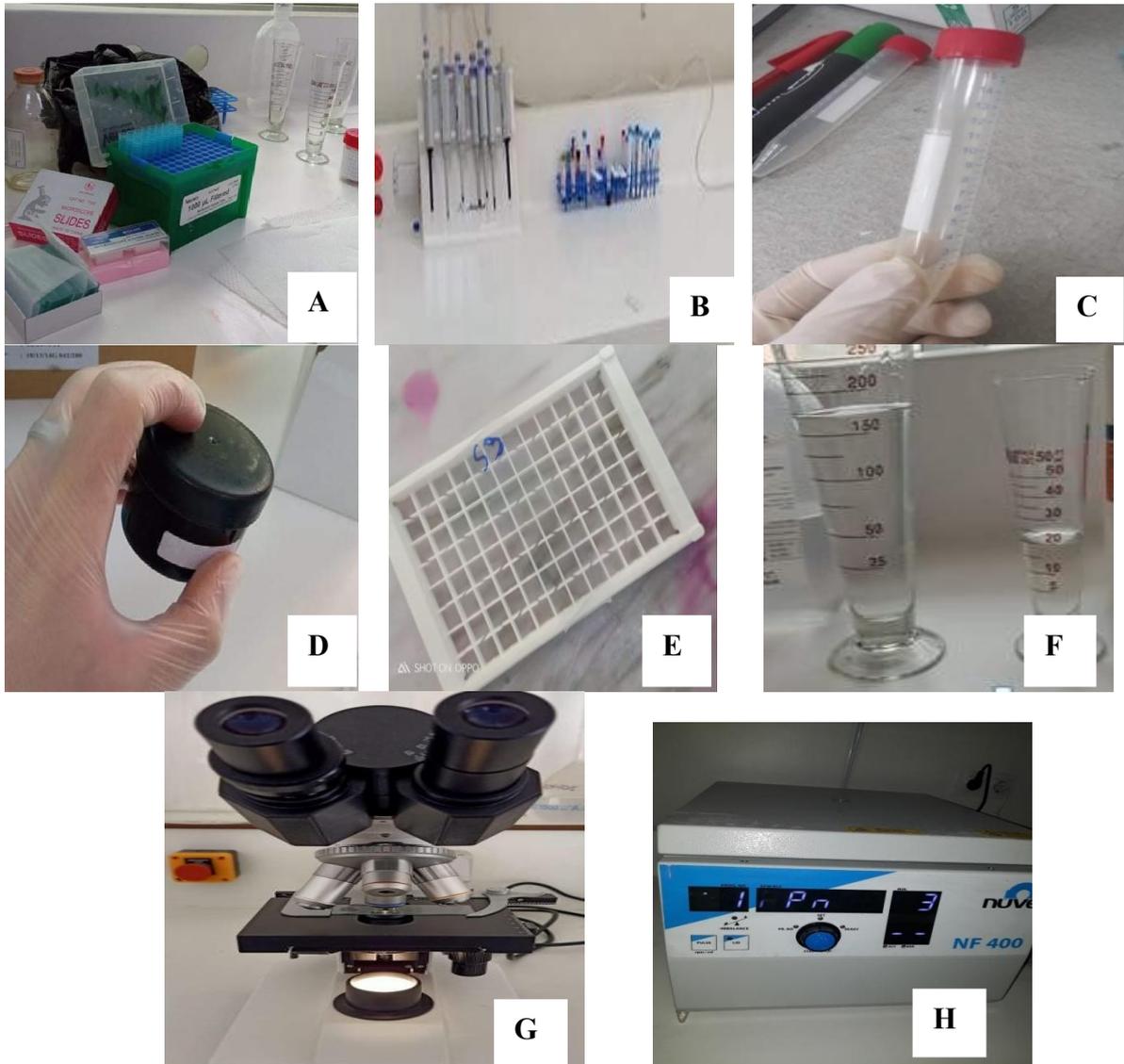
**Observations :**

TRANSPLANTATION  
DE TISSUS DE BLIDA  
LABORATOIRE CENTRALE  
DE PARASITOLOGIE  
MYCOLOGIE

Blida, le 27.09.2021

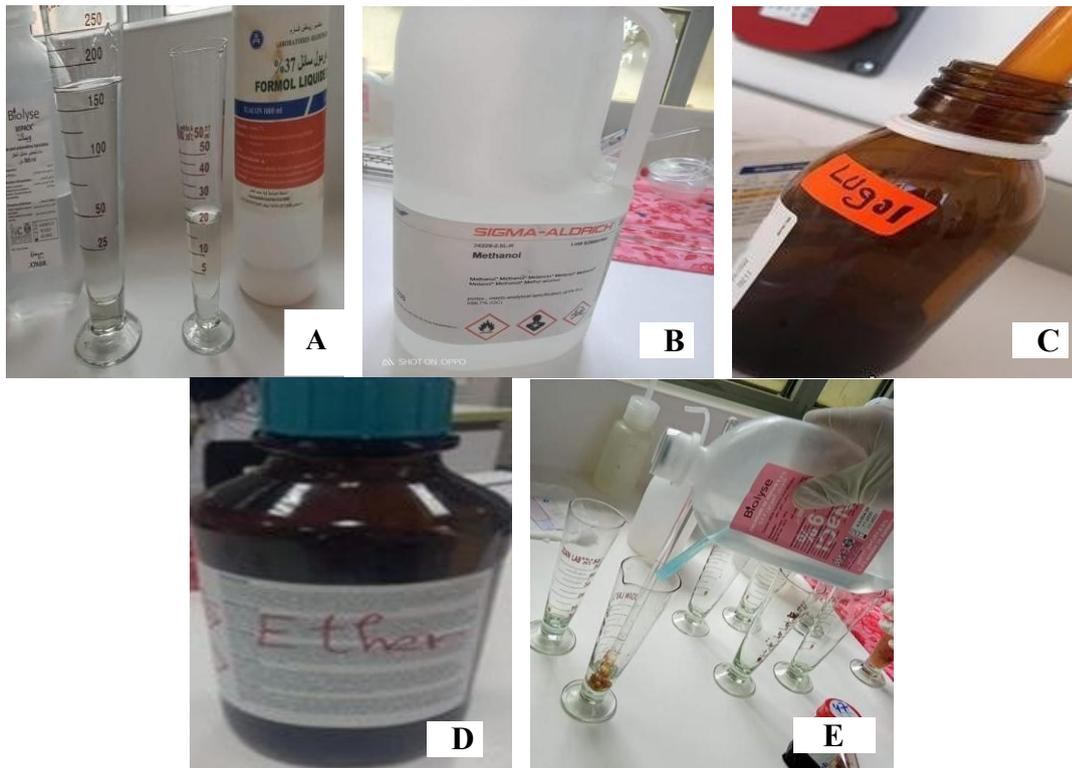


### ANNEXE 3



**Différents matériels utilisés au laboratoire de Parasitologie- Mycologie**  
A : Lames porte-objet, lamelle et Embouts, B : Micropipette, C : Tube de Ritchie,  
D : Boite de copro-parasitologie, E : Portoir, F : Verre à pied, G : Microscope, H :  
Centrifugeuse.

## ANNEXE 4



**Les différents Réactifs utilisés au le laboratoire de Parasitologie-Mycologie**  
A : Formol à 10%, B : Méthanol, C : Lugol, D : Ether, E : Eau physiologique

## ANNEXE 5

### Matériels non biologiques :

- Verre à pieds
- Lames porte-objet
- Lamelles couvre-objet
- Boite de Pétri
- Gants
- Tube de Ritchie
- Micropipette
- Une pince
- Un récipient
- Centrifugeuses

- Baguette en verre
- Portoirs
- Embouts
- Entonnoir
- Papier filtre
- Boite de copro-parasitologie

## ANNEXE 6

### Réactifs:

- L'eau physiologique
- Lugol
- Formol
- Ether
- Méthanol
- Fushine phéniquée
- Acide sulfurique
- Vert de malachite.

## ANNEXE 7

### Préparation des réactifs :

#### Préparation du formol à 10% :

Mélanger 100ml du formol officinal avec 900ml d'eau distillée.

#### -Fushine phéniquée :

Dissoudre 10g de fushine dans 100 ml d'éthanol absolu, 50 g de phénol dans 100 ml d'eau distillée, ajouter la solution de phénol à la solution de fushine en mélangeant soigneusement puis compléter avec 900 ml d'eau distillée. Cette solution se conserve à l'obscurité.

#### -Acide sulfurique à 2% :

2 ml d'acide sulfurique sont additionnés de 98 ml d'eau distillée.

#### - Vert de malachite à 5% :

Dissoudre 3g de vert de malachite dans 100 ml d'eau distillée en mélangeant soigneusement.

#### Solution iodo-ioduré à 1% :

- Iode métalloïdique... .....05g.

- Iodure de potassium... ..... 10g.
- Eau distillée..... 100ml.

Dissoudre l'iodure de potassium dans très peu d'eau. Ajouter l'iode et bien agiter jusqu'à dissolution complète. Ajouter le reste d'eau. Conserver en flacon brun enveloppé dans une feuille d'aluminium ménager car le Lugol est photosensible

Stabilité :

Ne pas utiliser le lugol préparé depuis plus d'un mois. Il faut donc reporter la date de préparation sur le flacon, le préparer en petites quantités et le renouveler régulièrement