

Remerciements :

Après avoir rendu grâce à Dieu le tout puissant, qui nous a donné la santé, la volonté et la patience pour mener à terme notre travail.

Nous tenons à exprimer tout d'abord, toute notre reconnaissance à notre promotrice Docteur Abderrahim Wissem, de nous avoir encadré, orienté et aidé.

Nous remercions aussi Docteur Seklaoui Nacera de nous avoir fournis tous les matériels nécessaires pour assurer ce travail.

Nous adressons nos profonds remerciements à la résidente Bourkab Asma pour son dévouement, ses encouragements, ses précieux conseils et le temps précieux qu'elle nous a donné, pour bien mener à terme ce mémoire.

Enfin nous tenons à remercier tous ceux qui de près ou de loin ont contribué au bon déroulement de ce travail.

Dédicace :

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

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

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

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

-A celui qui m'a toujours encouragé et soutenu, Ouss, que dieu t'aide dans ta vie afin que tu atteignes ton but recherché.

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

-A ma très chère amie d'enfance, Katia, à qui je porte beaucoup d'estime.

-A ma chère amie, Biba, avec qui j'ai partagé de belles années de complicité et d'études.

-A celle à qui je dois tout ce travail, Asma, merci pour ton aide inestimable, tes conseils et ta générosité.

-A toute ma famille maternelle et paternelle surtout ma grand-mère.

-A la mémoire de ma très chère grand-mère, yaya, que dieu t'accueille dans son vaste paradis.

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

Feriel.

Dédicace

Je dédie ce modeste travail avant tout

À mes parents

Mon Papa pour son soutien, son dévouement durant toutes ces années pour nous offrir le meilleur.

A Ma Mère ma perle mon ange ma sœur mon idole mon soutien et parfois même mon souffre-douleur merci de m'avoir supporté toutes ces années.

DIEU VOUS GARDE.

A mes frères Rabah, Nacer, Nadir, Meziane. Merci de faire partie de ma vie.

A mes belles sœurs Sadia, Yasmine, Sarah.

Mes neveux et nièces Amel, Lilia, Iles, Rayan, Imene et la petite chouchoute Anya puisse dieu vous réserver le meilleur avenir.

A ma grande mère puisse dieu préserver sa santé.

A mon fiancé Pour son soutien sans relâche durant toute cette période.

A ma sœur de cœur celle qui me supporte depuis 14ans déjà Imène.

A ma petite sœur Kahina.

A mon binôme mais avant tout ma confidente Fifi avec qui j'ai tant partagé durant toutes ces années et maintenant ce travail qui signe un nouveau tournant de notre vie qui j'espère brillera pour toi ma chère.

A Bibati habibati Bon courage pour ta soutenance.

A Antinea, Meriyounti habibati, Ouerdia, Nabila.

A Asma Bourkab pour son dévouement sans relâche et soutien durant cette période nous avons gagné du soutien mais aussi une amie avec un grand cœur.

A la mémoire de ma voisine ma tata

Pour toutes les prières que tu m'as faite Dieu t'accueille en son vaste paradis.

Meriem.



Table des matières

| | |
|---|----|
| Introduction..... | 1 |
| Partie théorique | |
| Chapitre 1 : Généralités sur les parasites intestinaux | |
| 1. Les protozoaires intestinaux | 2 |
| 1.1. Définition | 2 |
| 1.2. Classification..... | 2 |
| 1.3. Les différents protozoaires intestinaux : | 2 |
| 1.3.1. Les amibes :..... | 2 |
| 1.3.1.1. <i>Entamoeba histolytica</i> | 2 |
| 1.3.1.1.1. Morphologie | 3 |
| 1.3.1.1.2. Clinique | 4 |
| 1.3.1.1.3. Cycle de vie | 4 |
| 1.3.1.1.4. <i>Entamoeba coli</i> | 5 |
| 1.3.1.1.5. <i>Entamoeba dispar</i> | 6 |
| 1.3.1.1.6. <i>Entamoeba hartmanni</i> | 6 |
| 1.3.1.1.7. <i>Entamoeba polecki</i> | 6 |
| 1.3.1.1.8. <i>Endolimax nanus</i> | 6 |
| 1.3.1.1.9. <i>Pseudolimax butschlii</i> | 7 |
| 1.3.1.1.10. <i>Dientamoeba fragilis</i> | 7 |
| 1.3.2. Les flagellés..... | 7 |
| 1.3.2.1. <i>Giardia intestinalis</i> (<i>Lambliia duodenalis</i>) | 7 |
| 1.3.2.1.1. Morphologie | 7 |
| 1.3.2.1.2. Clinique | 8 |
| 1.3.2.1.3. Cycle de vie | 9 |
| 1.3.2.2. <i>Trichomonas intestinalis</i> | 9 |
| 1.3.2.3. <i>Embadomonas intestinalis</i> / <i>Embadomonas hominis</i> | 9 |
| 1.3.2.4. <i>Chilomastix mesnili</i> | 10 |
| 1.3.3. Les ciliés | 10 |
| 1.3.3.1. <i>Balantidium coli</i> | 10 |
| 1.3.3.1.1. Morphologie : | 10 |
| 1.3.3.1.2. Clinique | 11 |
| 1.3.3.1.3. Cycle de vie | 11 |
| 1.3.4. Parasites intestinaux opportunistes | 11 |

Table des matières

| | |
|---|----|
| 1.3.4.1. Définitions | 12 |
| 1.3.4.2. Morphologie : | 13 |
| 1.3.4.3. Clinique | 13 |
| 1.3.4.4 Cycle de vie | 14 |
| 2. Les Helminthes | 14 |
| 2.1. Définition | 14 |
| 2.2. Classification | 15 |
| 2.3. Les céstodes | 15 |
| 2.3.1. Taeniasis | 15 |
| 2.4. Trématodes | 18 |
| 2.4.1. Fascioloses (<i>Fasciola hepatica</i>) | 18 |
| 2.4.1.1. Définition | 18 |
| 2.4.1.2. Morphologie | 18 |
| 2.4.1.3. Clinique | 18 |
| 2.4.1. Cycle de vie | 18 |
| 2.4.2. Bilharziose (Schistosomoses) | 19 |
| 2.4.2.1. Définition | 19 |
| 2.4.2.2. Morphologie | 19 |
| 2.4.2.3. Clinique | 20 |
| 2.5. Nématodes | 20 |
| 2.5.1. Nématodes à transmission per os | 20 |
| 2.5.1.1. Ascariidiose | 20 |
| 2.5.1.1.1. Définition | 20 |
| 2.5.1.1.2. Morphologie | 20 |
| 2.5.1.1.3. Clinique | 20 |
| 2.5.1.1.4. Cycle de vie | 21 |
| 2.5.1.2. Oxyurose | 21 |
| 2.5.1.2.1. Définition | 21 |
| 2.5.1.2.2. Morphologie | 21 |
| 2.5.1.2.3. Clinique | 22 |
| 2.5.1.2.4. Cycle de vie | 22 |
| 2.5.1.3. Trichocéphalose | 22 |
| 2.5.1.3.1. Définition | 22 |
| 2.5.1.3.2. Morphologie | 23 |
| 2.5.1.3.3. Clinique | 23 |
| 2.5.2. Nématodes à transmission transcutanée | 23 |

Table des matières

| | |
|--|----|
| 2.5.2.1. Ankylostomose | 23 |
| 2.5.2.1.1. Définition | 23 |
| 2.5.2.1.1. Cycle de vie | 24 |
| 2.5.2.1.2. Morphologie | 24 |
| 2.5.2.1.3. Clinique | 24 |
| 2.5.2.2. Anguillulose | 25 |
| 2.5.2.2.1. Morphologie | 25 |
| 2.5.2.2.2. Cycle de vie | 25 |
| 2.5.2.2.3. Clinique | 26 |
| 3. Traitement et prophylaxie des parasitoses intestinales | 26 |
| Chapitre II : Diagnostic des parasitoses intestinales | |
| 1. Définition de la coprologie parasitaire | 28 |
| 2. Indications et limites de l'examen parasitologique des selles | 28 |
| 2. Préparation du malade | 29 |
| 4. Fiche de renseignements (interrogatoire du patient) | 29 |
| 5. Prélèvement des selles | 30 |
| 6. Examen parasitologique des selles | 31 |
| 7. Techniques de concentration | 32 |
| 8. Techniques speciale | 32 |
| 9. Techniques de coloration | 33 |
| 10. Culture en parasitologie (coproculture)..... | 34 |
| II Partie pratique | |
| Objectifs | 34 |
| Chapitre II : Matériels et méthodes | |
| 1.Type d'étude..... | 35 |
| 2.Lieu d'étude | 35 |
| 3.Période d'étude..... | 35 |
| 4.Population d'étude | 35 |
| 5.Matériel biologique | 36 |
| 6. Matériel non biologique | 36 |
| 7. Méthodes | 36 |
| 7.1. Fiche de renseignements | 37 |
| 7.2. Examen macroscopique | 37 |
| 7.3. Examen microscopique | 37 |
| 7.3.1. Examen direct | 38 |
| 7.3.1.1 .Examen à l'état frais..... | 38 |

Table des matières

| | |
|---|----|
| 7.3.1.2. Examen en solution iodo-iodurée | 39 |
| 7.3.2. Méthodes de concentration des selles | 42 |
| 7.3.2.1. Méthodes physicochimiques | 43 |
| 7.3.2.2. Techniques physiques | 47 |
| 7.3.3 Méthodes spéciales | 50 |
| 7.3.3.1 Technique de Kato Katz | 50 |
| 7.3.3.1. Technique de scotch test (scotch test de Graham) | 53 |
| 7.3.4 Techniques de coloration | 54 |

Chapitre II : Résultats

| | |
|---|----|
| 1. Etude de la population globale de notre série | 61 |
| 1.1.Répartition des patients selon l'âge | 61 |
| 1.2. Variation de la prévalence selon le sexe | 62 |
| 1.3. Répartition selon le statut hospitalier | 63 |
| 1.4 .Répartition par services | 63 |
| 1.5. Evolution mensuelle des examens parasitologique des selles..... | 64 |
| 1.6. Nombre de cas positifs et négatifs | 65 |
| 2. Etude des cas positifs | 66 |
| 2.1 Selon l'age | 66 |
| 2.2 Selon de sexe | 67 |
| 2.3. Selon le statut hospitalier | 68 |
| 2.4. Selon les services hospitaliers | 68 |
| 2.5. Evolution mensuelle des cas positifs | 69 |
| 2.6. Répartition selon les espèces parasites..... | 70 |
| 2.6.1. Répartition globale selon les classes parasitaires..... | 70 |
| 2.6.2. Fréquence des espèces parasites..... | 71 |
| 2.6.3. Fréquence de polyparasitisme | 71 |
| 3. Etude des parasites selon les techniques utilisées | 72 |
| 3.1. Répartition selon les résultats de l'examen direct et de la Ritchie..... | 72 |
| 3.2. Technique de concentration (kato katz / willis) | 72 |

Chapitre III:Discussion

| | |
|------------------------------------|----|
| Conclusion et recommandations..... | 85 |
| Références bibliographique | |
| Annexes | |

Liste des abréviations :

- 1- **ADN** : Acide DésoxyriboNucléique.
- 2- **CAA**: Circulating Anodic Antigen.
- 3- **C.H.U** : Centre Hospitalo Universitaire.
- 4- ***E. bieneusi*** : *Encephaliteusun bieneusi*.
- 5- ***E.dispar*** : *Entamoeba dispar*.
- 6- ***E.h.histolytica*** : *Entamoeba hystolytica hitolytica*.
- 7- ***E.h.minuta*** : *Entamoeba hystolytica minuta*.
- 8- ***E.hartmanni*** : *Entamoeba hartmanni*.
- 9- ***E.hystolytica*** : *Entamoeba hystolytica*.
- 10- **EIA**: Enzyme ImmunoAssay.
- 11- **ELISA**: Enzym Linked Immuno Sorbent Assay.
- 12- **EPS** : Examen Parasitologique des Selles.
- 13- **Ex** : exemple.
- 14- **F/H** : Femme/Homme.
- 15- ***G. intestinalis*** : *Giardia intestinalis*.
- 16- **IFD** : Immuno Fluorescence Directe.
- 17- **IFI** : Immuno Fluorescence Indirecte.
- 18- **M.I.F** : Merthiolate-Iode-Formo
- 19- **NaCl** : Chlorure de Sodium
- 20- **OMS** : Organisation Mondiale de la Santé
- 21- **PCR** :Polymerase Chain Reaction.
- 22- **PU chirurgie** : Pavillon d'urgences chirurgicales
- 23- **PU médecine** : Pavillon d'urgences medicales
- 24- **PU pédiatrie** : Pavillon d'urgences pédiatriques.
- 25- ***S.intercalatum*** : *schistosoma intercalatum*
- 26- ***S.guinensis***: *Schistosoma guinensis*.
- 27- ***S.japonicum*** : *Schistosoma intercalatum*

Liste des abréviations

28- *S.mansoni* : *Schistosoma mansoni*

29- *S.mekongi*: *Schistosomamekongi*

30- **SIDA** : Syndrome d'Immuno Déficience Aquis.

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

Liste des tableaux

| | |
|--|----|
| Tableau 1 : Comparaison des formes végétatives de <i>E.h histolytica</i> et <i>E.h.minuta</i> / <i>E.dispar</i> ... | 3 |
| Tableau 2 : Description des kystes mures d' <i>E.histolytica</i> / <i>E.dispar</i> | 3 |
| Tableau 3 : Caractères morphologiques d' <i>Embadomonas intestinalis</i> et <i>Enteromonas hominis</i> | 9 |
| Tableau 4 : Caractères morphologique de <i>Chilomastix mesnili</i> | 10 |
| Tableau 5 : comparaison de la morphologie entre <i>Isospora belli</i> - <i>Cyclospora caytanensis</i> - <i>Cryptosporidium sp</i> | 13 |
| Tableau 6 : Comparaison entre <i>Tenia saginata</i> et <i>Tenia solium</i> | 16 |
| Tableau 7 : Comparaison entre <i>Hymenolepis nana</i> et <i>Diphyllobothrium latum</i> | 17 |
| Tableau 8 : Comparaison des schistosomes intestinales..... | 19 |
| Tableau 9 : Résultat de culture positive..... | 60 |
| Tableau 10 : Répartition selon les résultats de l'examen direct et Ritchie..... | 72 |

Liste des figures

| | |
|--|----|
| Figure 1 : Cycle biologique d' <i>Entamoeba histolytica</i> | 4 |
| Figure 2 : Cycle de vie de <i>Giardia intestinalis</i> | 9 |
| Figure 3 : Cycle de vie de <i>Balantidium coli</i> | 11 |
| Figure 4 : Cycles de vie d' <i>Isosporose-Cyclosporose-Cryptosporose</i> | 14 |
| Figure 5 : Cycle de vie de <i>Fasciola hepatica</i> | 18 |
| Figure 6 : Cycle de vie d'Ascarirose | 21 |
| Figure 7 : Cycle de vie de l'Oxyurose..... | 22 |
| Figure 8 : Cycle de vie de l'Ankylostomose | 24 |
| Figure 9 : Cycle de vie de l'Anguillulose..... | 25 |
| Figure 10 : Dilution de la selle dans de l'eau physiologique à 9 pour 1000. | 38 |
| Figure 11 : déposer une goutte de la dilution..... | 39 |
| Figure 12 : observer au Gx10 puis Gx40 | 39 |
| Figure 13 : Peser 5 g d'iode métalloïdique..... | 40 |
| Figure 14 : Peser 10 g d'iodure de potassium..... | 40 |
| Figure 15 : 100 ml d'eau distillée..... | 40 |
| Figure 16 : Dissoudre l'iode dans un peu d'eau distillée..... | 40 |
| Figure 17: Ajouter l'iodure de potassium | 41 |
| Figure 18 : Bien mélanger..... | 41 |
| Figure 19 : Lugol à 5% | 41 |
| Figure 20 : Couvrir la bouteille de lugol 5%..... | 41 |
| Figure 21 : Examen en solution iodo-iodurée. | 42 |
| Figure 22 : Dilution de la selle dans le formol. | 44 |
| Figure 23 : Remplissage du tube avec 2/3 de dilution et 1/3 éther. | 44 |
| Figure 24 : Centrifugation | 45 |
| Figure 25 : Schéma des phases formées après centrifugation | 45 |
| Figure 26 : Récupération du culot. | 46 |
| Figure 27 : Peser 25g de NaCl et diluer dans 100ml d'eau distillée. | 47 |
| Figure 28 : Dilution de la matière fécale..... | 48 |
| Figure 29 : Remplissage des tubes coniques..... | 48 |
| Figure 30 : Sédimentation de 15 minutes..... | 49 |
| Figure 31 : Déposer une lamelle sur la lame. | 49 |
| Figure 32 : imprégner le scotch avec le réactif Kato..... | 51 |

Liste des figures

| | |
|--|----|
| Figure 33 : Recouvrir la selle avec le scotch imprégné..... | 51 |
| Figure 34 : Ecrasement entre lame et papier filtre | 52 |
| Figure 35 : Confection du frottis (première étape de la coloration)..... | 55 |
| Figure 36 : Fixation du frottis au méthanol..... | 56 |
| Figure 37 : Séchage du frottis pendant 5 minutes. | 56 |
| Figure 38 : Coloration a la fuschine phéniquée..... | 57 |
| Figure 39 : Décoloration à l'acide sulfurique..... | 57 |
| Figure 40 : Coloration au Vert de malachite. | 58 |
| Figure 41 : Frottis après dernier rinçage. | 58 |
| Figure 42 : Ajouter de l'eau distillée au charbon | 59 |
| Figure 43 : Ajouter une noisette de selle..... | 59 |
| Figure 44 : Mélanger la selle au mélange et incuber à 25°. | 60 |
| Figure 45 : Répartition des patients examinés selon l'âge. | 61 |
| Figure 46 : Fréquence des sujets examinés selon le sexe..... | 62 |
| Figure 47 : Répartition des patients selon le statut hospitalier..... | 63 |
| Figure 48 : Origine et fréquence des prélèvements selon les services hospitaliers..... | 64 |
| Figure 49 : Evolution mensuelle des examens parasitologique des selles. | 65 |
| Figure 50 : Proportion des cas positifs et négatifs. | 65 |
| Figure 51 : Répartition des cas positifs selon l'âge..... | 66 |
| Figure 52 : Répartition des cas positifs et négatif selon l'effectif globale des hommes et des femmes..... | 67 |
| Figure 53 : Fréquence des cas positifs selon le sexe. | 67 |
| Figure 54 : Fréquence des cas positifs selon le statut hospitalier..... | 68 |
| Figure 55 : Répartition des cas positifs selon les services hospitaliers..... | 69 |
| Figure 56 : Répartition mensuelle des cas positifs et négatifs. | 69 |
| Figure 57 : Fréquence des Protozoaires et Helminthes | 70 |
| Figure 58 : Fréquence et répartition selon les espèces parasites rencontrées..... | 71 |
| Figure 59 : Fréquence de mono et poly parasitisme..... | 76 |
| Figure 60 : Répartition des cas positifs et négatifs..... | 73 |
| Figure 61: <i>Entamoeba coli</i> | 74 |
| Figure 62 : <i>Endolimax nanus</i> | 74 |
| Figure 63 : <i>Pseudolimax butshlii</i> | 75 |
| Figure 64 : <i>Entamoeba histolytica</i> | 75 |
| Figure 65 : <i>Giardia intestinalis</i> | 76 |
| Figure 66 : <i>Blastocystis hominis</i> | 80 |
| Figure 67 : <i>Taenia saginata</i> | 77 |

Liste des figures

| | |
|--|----|
| Figure 68 : <i>Enterobius vermicularis</i> | 78 |
| Figure 69: Eléments non parasitaires. | 79 |

Introduction

Introduction générale :

Un parasite est un organisme qui se développe aux dépens d'un autre être vivant appelé (hôte). Le degré de parasitisme reflète le degré de préjudice apporté à cet hôte allant de la symbiose à la mort de celui-ci. Il déjoue les mécanismes immunitaires parfois sophistiqués de son hôte pour accomplir son cycle biologique et se maintenir aussi longtemps que possible.

Certains parasites occupent un milieu stable protégé des fluctuations extérieures et des agressions des autres organismes libres en prenant comme habitat le tube digestif de l'homme et seraient à l'origine des parasitoses intestinales ; qui sont généralement provoquées par les Helminthes et les Protozoaires intestinaux et restent fréquentes surtout dans les pays à hygiène précaire pauvres et à climat tropicale [1,2].

Les conditions climatiques, les défauts d'hygiène, la promiscuité, l'éducation sanitaire insuffisante, l'usage d'engrais humaines, contribuent largement à l'expansion des parasitoses intestinales en augmentant la transmission et en perpétuant les cycles parasitaires [3,4].

Mondialement, l'Amibiase est la troisième cause de mortalité après le Paludisme et la Bilharziose [5]. L'Oxyurose est l'helminthiase la plus fréquente avec plus d'un milliard de personnes infectées dans le monde. La pandémie du SIDA a contribué à l'émergence de nouveaux pathogènes comme les microsporidies qui touche 22 à 33% des sidéens [6]. Il a été estimé que plus de trois milliards de personnes sont infestées par les parasites intestinaux dans le monde et seraient à l'origine de parasitoses intestinales humaines [7].

Nous avons fait cette étude en vue d'estimer le taux de parasitisme au niveau de notre région, de diagnostiquer et d'identifier les différents parasites retrouvés.

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'identifications des parasites intestinaux [8].

Partie théorique

Chapitre I :
Généralités sur les
parasitoses intestinales

Chapitre 1 : Généralités sur les parasites intestinaux

1. Les protozoaires intestinaux :

1.1. Définition :

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.

Ils entraînent des infections le plus souvent localisées au tractus gastro-intestinal, à l'exception d'*Entamoeba histolytica* (Amibiase) qui peut rarement, par dissémination, occasionner une localisation extra-intestinale hépatique, pulmonaire ... ; On parlera alors de l'Amibiase extra-intestinale, cependant d'autres parasitoses peuvent occasionner des localisations extra-intestinales en cas de terrain immunitaire déprimé [9].

1.2. Classification :(Voir Annexe I).

Ils sont classés selon leur mode de locomotion (les rhizopodes, les flagellés, les ciliés).

1.3. Les différents Protozoaires intestinaux :

1.3.1. Les amibes :

1.3.1.1. *Entamoeba histolytica* :

Elle existe sous deux formes :

a) - Une forme végétative non hématophage ; *E.h.minuta* qui colonise le tube digestif et une forme hématophage ; *E.h.histolytica*, qui peut envahir les tissus.

b) - Le kyste d'*Entamoeba histolytica* n'est pas morphologiquement différenciable d'*E.dispar* qui est non pathogène [10].

1.3.1.1.1. Morphologie :

| | <i>Entamoeba histolytica histolytica</i> | <i>Entamoeba h.minuta/E.dispar</i> |
|-------------|---|------------------------------------|
| Taille | 20 à 40 μ . | 6 à 20 μ . |
| Déplacement | Dans un seul sens, par pseudopodes. | Par pseudopodes. |
| Noyau | Chromatine périphérique fine et régulière bien visible à l'état frais, et en position centrale, un granule de chromatine « caryosome ». | |
| Cytoplasme | Finement granuleux, contient des hématies plus au moins digérées. | Jamais d'hématies. |

Tableau 1 : Comparaison des formes végétatives de *E.h histolytica* et *E.h.minuta /E.dispar* [10].

| | <i>Entamoeba histolytica /Entamoeba dispar</i> |
|---------|--|
| Taille | 8 à 15 μ . |
| Forme | En générale arrondie, mais peut être ovalaire. |
| Contour | Le kyste est entouré d'une double coque, un seul contour net, épais réfringent est visible. |
| Aspect | Brillant |
| Contenu | Présence irrégulière de cristoïdes ou de corps sidérophile à extrémités arrondies : les « chromidiums ». Ce sont des éléments incolores et réfringents rencontrés dans le kyste jeune. |
| Noyaux | Kystes à 4 noyaux (à maturité). |

Tableau 2 : Description des kystes mures d'*E.histolytica/E.dispar* [10].

1.3.1.1.2. Clinique :

L'Amibiase est due à un Protozoaire *Entamoeba histolytica*, seule amibe pathogène de l'homme, c'est une maladie liée au péril fécal, strictement humaine qui touche de 5 à 10% de la population mondiale [11].

Définition de l'OMS (1997) : "Amibiase maladie : Etat pathogène dans lequel l'organisme héberge *Entamoeba histolytica* avec ou sans manifestations cliniques." [12].

Elle se manifeste cliniquement sous deux formes principales :

- L'Amibiase intestinale aiguë : caractérisée par un syndrome dysentérique typique associant douleurs abdominales, exonération afécale et absence de fièvre.
- L'Amibiase extra-intestinale : douleur de l'hypochondre droit, fièvre et hépatomégalie pour l'amibiase hépatique qui peut s'étendre au poumon et se disséminer dans d'autres organes [9].

1.3.1.1.3. Cycle de vie :

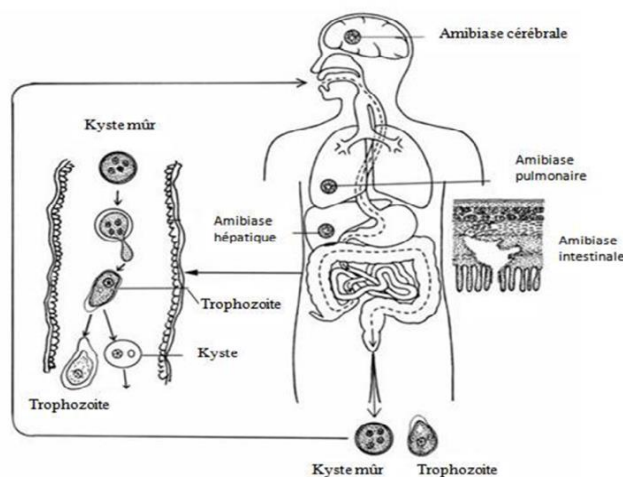


Figure 1 : Cycle biologique d'*Entamoeba histolytica* [13].

1.3.1.2. *Entamoeba coli* :

Le trophozoïte de grande taille fait 20 à 40 µm de diamètre, et possède un cytoplasme grossièrement granuleux, rempli de vacuoles. Le noyau parfois visible à l'état frais montre un petit caryosome excentré entouré d'un halo clair et une chromatine périphérique grossière et irrégulière.

Le kyste est le plus grand des kystes d'amibes parasites de l'homme, il mesure 15 à 20 µm de diamètre, plus ou moins sphérique, il est entouré d'une membrane épaisse et réfringente. Le kyste immature contient, parfois une grosse vacuole, le kyste mûr renferme huit noyaux du même type, et parfois des cristoïdes en aiguilles à bouts pointus. Ce kyste est bien visible à l'état frais, sans coloration [14].

- Des amibes semblables à *E. histolytica* sont appelées par les anglo-saxons : les « histolytica like », leur morphologie est identique à celle de l'*E. histolytica* mais elles ne sont pas pathogènes et il existe des différences biochimiques et antigéniques.

1.3.1.3. *Entamoeba moshkovskii* :

En 1941, l'amibe *Entamoeba moshkovskii* morphologiquement identique à *Entamoeba histolytica* / *dispar*, a été isolé dans les eaux usées de Moscou et est aujourd'hui considéré comme une amibe libre occasionnellement hébergé par l'homme [15].

1.3.1.4. *Entamoeba bangladeshi* :

Ces 20 dernières années on a étudié les infections à *Entamoeba* chez les enfants du bidonville de Mirpur à Dhaka, Bangladesh. L'analyse moléculaire par PCR a permis d'identifier une nouvelle espèce *Entamoeba bangladeshi* morphologiquement identique à *Entamoeba histolytica* mais génétiquement différente d'*histolytica*, *dispar* et *moshkovskii*, son étude épidémiologique est en cours [16].

1.3.1.5. *Entamoeba dispar* :

En microscopie optique, les caractères morphologiques des trophozoïtes non hématophages et des kystes, ne permettent pas de faire la différence entre *E.histolytica* et *E.dispar* (non hématophage). La distinction des deux espèces se fait grâce aux différences biochimiques et antigéniques, par différentes techniques, l'électrophorèse d'iso enzymes, la PCR ou la détection des antigènes spécifiques dans les selles (copro-antigènes). Un diagnostic différentiel entre ces deux espèces est important puisque seule *E. histolytica*, peut être à l'origine de l'Amoebiose-maladie [17].

1.3.1.6. *Entamoeba hartmanni* :

Les formes végétatives et kystiques d'*E.hartmanni* ont à peu près les mêmes caractères que ceux d'*E.histolytica/dispar*, mais elles sont beaucoup plus petites, elles ne doivent pas être confondues avec la forme naine de cette espèce amibe [18].

1.3.1.7. *Entamoeba polecki* :

C'est une amibe des porcs et des singes.

- Le trophozoïte rond, mesure 16 à 25 µm, sa mobilité est identique à celle d'*Entamoeba coli* (pseudopodes arrondis et lents). L'aspect du noyau est voisin à celui d'*E.histolytica*. Il y a une distinction nette entre, ectoplasme et endoplasme, ce dernier est bourré de grosses vacuoles.

Le kyste, de 9 à 17 µm, contient un seul noyau, et une masse faite de nombreux corps sidérophiles [19].

1.3.1.8. *Endolimax nanus* :

La forme végétative, mesure 6 à 12 µm, son cytoplasme contient de nombreuses petites vacuoles et un noyau contenant un gros caryosome de forme et de localisation très variable, en croissant excentré ou en amas arrondi ou sous forme de deux croissants occupant presque la totalité du noyau. Elle émet de nombreux pseudopodes à la fois, donnant à l'amibe un aspect en grappe de boules transparentes, elle est résistante et demeure mobile dans les selles parfois près de 10 heures après l'émission.

Le kyste de 7 à 10 μm est ovoïde ou rond ou rectangulaire à angles arrondis, il est pourvu de quatre noyaux dont une paire à chaque pôle, son contour mince est différent des autres kystes d'amibes [17].

1.3.1.9. *Pseudolimax butschlii* :

La forme végétative, fait 8 à 15 μm de diamètre, son cytoplasme contient de nombreuses vacuoles où se trouvent des inclusions alimentaires volumineuses. Le noyau renferme un gros caryosome central en œil de bœuf, entouré d'un halo blanc formé de granules achromatiques.

Le kyste très polymorphe (ovale, sphérique ou piriforme) mesure 6 à 15 μm , il possède un seul noyau et une grosse vacuole iodophile, d'où le nom de *Iodomoeba butschlii* [17].

1.3.1.10. *Dientamoeba fragilis* :

Actuellement classé parmi les flagellés, *Dientamoeba fragilis* existe sous forme végétative 7 à 8 μm , son cytoplasme renferme de très nombreuses vacuoles et deux noyaux contenant plusieurs motte de chromatine. Elle se rencontre dans les selles pâteuses et fluides, où elle est très mobile et serait responsable de diarrhées chez les enfants. Elle est souvent rencontrée en association avec les œufs d'*Enterobius vermicularis* (oxyurose) [17].

1.3.2. Les flagellés :

1.3.2.1. *Giardia intestinalis (Lambia duodenalis)* :

Protozoaire parasite de la partie haute du tube digestif de l'homme (duodénum). C'est le Protozoaire cosmopolite le plus commun au cours des infections intestinales humaine. L'enfant est souvent le plus touché par rapport à l'adulte [20, 21, 22].

1.3.2.1.1. Morphologie :

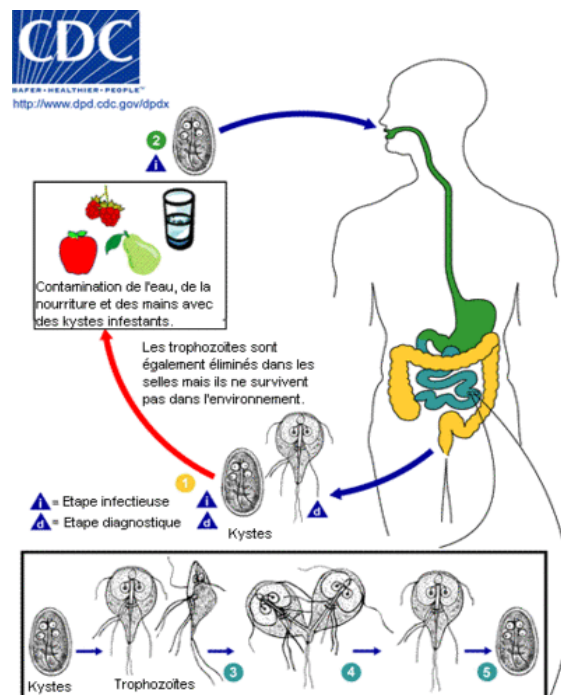
Elle existe sous deux formes :

- a) - La forme végétative : Le trophozoïte mesure 6 à 10 μm de largeur sur 10 à 20 μm de longueur pour une épaisseur de 2 à 4 μm . Il a un aspect piriforme. Il possède une dépression ventrale qui joue un rôle dans la fixation du parasite aux cellules intestinales. L'extrémité antérieure est arrondie et l'extrémité postérieure est pointue. Il est actif et mobile grâce à quatre paires de flagelles. Un axostyle partage le corps en deux moitiés symétriques contenant chacune un gros noyau antérieur. Transversalement, deux structures parallèles en forme de bâtonnets plus ou moins incurvés, les corps médians, correspondent à des agrégats denses de microtubules et de protéines contractiles [23,24]. Lors de son observation à l'objectif à immersion, il ressemble à un « visage de clown » [25].
- b) - La forme kystique : Le kyste est une forme de résistance. Il a une forme ovale, une paroi à double contour d'épaisseur 0.3-0.5 μm et mesure 7 à 10 sur 8 à 12 μm [26,27]. Le kyste renferme 2 à 4 noyaux, des résidus de flagelles et de corps médians, donnant l'impression de contenir un « S » au centre. Les kystes apparaissent une semaine après l'infestation dans la partie terminale de l'intestin grêle (l'iléon) [28].

1.3.2.1.2. Clinique :

G.intestinalis cause la Giardiose qui se manifeste par une diarrhée sous forme de selles pâteuses et glaireuses accompagnés de nausées et douleurs abdominales, une mal absorption chez l'enfant pouvant aller à un retard staturo pondéral [29,10].

1.3.2.1.3. Cycle de vie :

Figure 2 : Cycle de vie de *Giardia intestinalis* [30].1.3.2.2. *Trichomonas intestinalis* :

Mesure de 6 à 12µm. Il vit dans la lumière colique sous forme végétative sans donner de kystes. Ce parasite est capable de s'arrondir sans s'entourer d'une paroi épaisse et de former des « formes rondes » ou « pseudo kystes » capables de résister aux conditions extérieures et de propager l'espèce [10].

1.3.2.3. *Embadomonas intestinalis* /*Embadomonas hominis* :

| <i>Embadomonas intestinalis</i> | | <i>Enteromonas hominis</i> | |
|---|---|---|--|
| Forme végétative | Kyste | Forme végétative | Kyste |
| 5-6 x 3µm 1 noyau antérieur 2 flagelles | 4 à 6µm Piriforme 1 flagelle en U entourant le noyau | 3 à 5 µm 1 noyau 4 flagelles antérieurs | 6 à 8 µm Ovale 1 à 4 noyaux Flagelles |

Tableau 3 : Caractères morphologiques d'*Embadomonas intestinalis* et *Enteromonas hominis* [10].

1.3.2.4. *Chilomastix mesnili* :

Vit dans le gros intestin ou il se multiplie par division binaire. Sa répartition géographique est cosmopolite [10].

| Forme végétative | Kyste |
|--|---|
| -Taille : 10-15 x 5-6 μm -Forme : piriforme -Flagelles : 4(3antérieurs, 1 postérieur) -Membrane ondulante : absente, mobilité en spirale (en tire-bouchon). -Axostyle : absent | -Taille : 7-8 μm -Forme : piriforme -Noyau : 1 latéral -Filament interne : présent à côté du noyau dans le cytoplasme |

Tableau 4 : Caractères morphologiques de *Chilomastix mesnili* [31].

1.3.3. Les ciliés :**1.3.3.1. *Balantidium coli* :****1.3.3.1.1. Morphologie :**

Il s'agit d'un très grand Protozoaire, se présentant sous la forme trophozoite et sous la forme kystique.

a) - Le throphozoite, pourvu de cils vibratiles, a une taille comprise entre 50-200 x 20-70 μm . La partie antérieure est plus effilée avec une fente oblique bordée de cils volumineux. Cette partie forme le cytostome (sorte de bouche primitive) qui se prolonge par une dépression, le péristome. Le macronucléus est un gros noyau en forme d'haricot, le micronucleus est un petit noyau arrondi, disposé en face du gros noyau.

Le cytoplasme est rempli de vacuoles digestives et pulsatiles et de débris alimentaires.

b) - Le kyste est de forme arrondie avec un diamètre de 50-60 μm . Comportant une paroi épaisse et transparente avec persistance des cils. La visibilité des noyaux est très claire [32,10].

1.3.3.1.2. Clinique :

La Balantidiose est une zoonose, affection commune à l'homme et divers animaux qui en constituent le réservoir [33], elle est due à la présence dans le gros intestin de l'homme d'un parasite habituel du porc (*Balantidium coli*) [34].

Elle se manifeste souvent sous forme asymptomatique sauf en cas de diminution de l'immunité provoquant ainsi des : colites chroniques qui peuvent se compliquer en dysenterie balantidienne avec des selles afécales [35].

1.3.3.1.3. Cycle de vie :

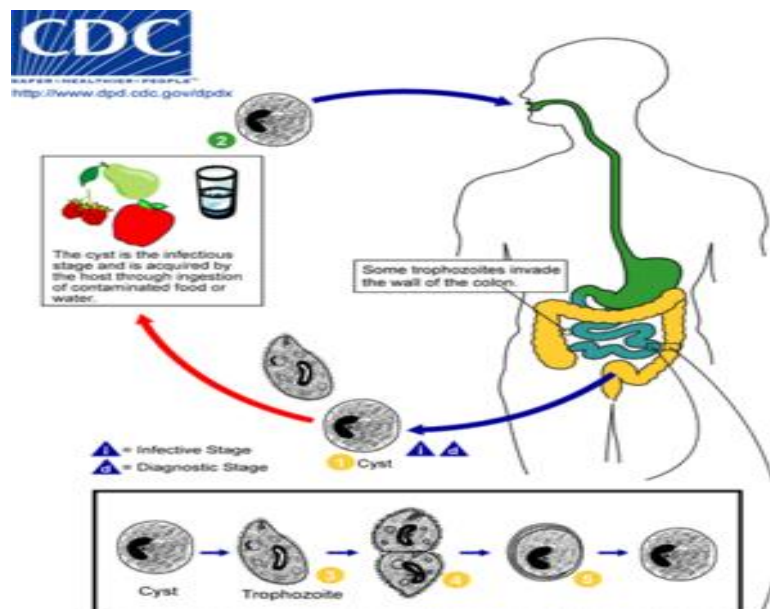


Figure 3 : Cycle de vie de *Balantidium coli* [30].

1.3.4. Parasites intestinaux opportunistes :

En dehors de ceux cités plus haut, quatre autres Protozoaires intestinaux ont une importance médicale notable, que ce soit par leur fréquence, leur implication dans des épidémies d'origine alimentaire ou hydrique, ou leur caractère opportuniste chez les malades immunodéprimés : la Cryptosporidiose, les Microsporidioses, l'Isosporose et la Cyclosporose. Plusieurs de ces parasitoses sont de connaissance récente chez l'homme, soit parce qu'elles ont été révélées par

leur gravité ou leur fréquence avec l'épidémie du SIDA, soit parce que leur identification nécessite des techniques spécifiques qui ne sont pas pratiquées en routine au laboratoire [9].

- **Les infections opportunistes** : sont des infections survenant chez les patients présentant un déficit immunitaire et traduisant une susceptibilité particulière de l'hôte [36].

1.3.4.1. Définitions :

-**La Cryptosporidiose** : est une parasitose cosmopolite, observée sous forme sporadique ou épidémique. Des taux élevés sont observés chez les sujets atteints du SIDA, en l'absence de thérapies antirétrovirale. Il existe plusieurs espèces dont les principales sont : *Cryptosporidium hominis*, infectant uniquement l'homme et *Cryptosporidium parvum* parasite de l'homme et de plusieurs espèces de mammifères (bovins, ovins) [9].

-**L'Isosporose** : est une parasitose spécifique de l'homme largement répandue en zone tropicale due à *Isospora belli* [28].

-**La Cyclosporose** : est une coccidiose appartenant au genre *Cyclospora* dont il existe une seule espèce identifiée chez l'homme : *Cyclospora cayetanensis*. Le caractère opportuniste de cette coccidiose intestinale n'est pas clairement établi car cette parasitose est retrouvée aussi bien chez les sujets immunocompétents que chez les patients infectés par le VIH [9].

-**Les Microsporidioses** : sont des parasitoses opportunistes dont l'émergence en pathologie humaine a principalement fait suite à l'épidémie du SIDA. Elles sont dues à des champignons : les microsporidies qui sont peu pathogènes et leur morbidité est surtout la conséquence d'une désorganisation de l'immunité cellulaire [34]. Seules quelques espèces sont parasites de l'homme ; les principales sont :

Enterocytozoon bienersi (se développe exclusivement au niveau de l'intestin grêle et de l'épithélium des voies biliaires. C'est l'espèce la plus fréquemment rencontrée chez l'homme.

Encephalitozoon intestinalis (parasite des entérocytes mais il est capable d'infecter d'autres muqueuses, notamment de l'arbre urinaire ou des voies aériennes supérieures) [9].

-**La Blastocystose** : 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 [38].

C'est un parasite entérique humain, fréquemment retrouvé dans les selles [39].

1.3.4.2. Morphologie :

| | <i>Iso spor a belli</i> | <i>Cyclo spor a caytanensis</i> | <i>Cryptosporidium sp</i> |
|------------------|-------------------------|---------------------------------|---------------------------|
| Taille | >20 | 8-10 | 4-6 |
| Forme | Ovale allongée | sphérique | Ovale ronde |
| Sporocystes | 2 | 2 | absents |
| Sporozoïtes | 8 | 4 | 4 |
| Acido-résistance | Totale | irrégulière | périphérique |

Tableau 5 : Comparaison de la morphologie entre *Iso spor a belli*- *Cyclo spor a caytanensis*- *Cryptosporidium sp* [40, 41,42].

-La Microsporidiose se présente sous forme de spore, dont la structure est complexe, [43] et mesure 1,5 à 1 µm, les spores sont la forme de résistance et de dissémination [10].

-*Blastocystis hominis* est caractérisé par une diversité de taille et de forme : vacuolaire, amiboïde, kystique et forme granulaire.

1.3.4.3. Clinique :

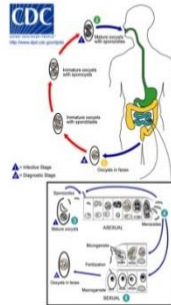
Diarrhées d'importance très variable ou asymptomatique et fièvre pour Isosporose seulement.

Autre localisation : cholangite [44].

1.3.4.4 Cycle de vie :

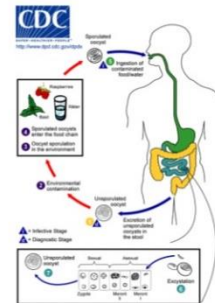
Isosporose : cycle de développement

- **Cycle direct long**
- **HD**: homme, animaux
- les sporozoïtes libérés dans la lumière du tube digestif pénètrent dans les cellules épithéliales du tube digestif
- reproduction asexuée: plusieurs cycles fournissent des mérozoïtes de forme allongée.
- reproduction sexuée : à l'intérieur de nouveaux entérocytes, les mérozoïtes subissent la différenciation sexuelle (macrogamétocytes et microgamétocytes)
- le résultat de la fécondation sera l'ocyste qui est expulsé de la cellule hôte et libéré dans le milieu extérieur.
- la maturation de l'ocyste (sporogonie) se poursuivra à l'extérieur et aboutira à l'individualisation successive dans l'ocyste de 2 sporocystes contenant chacun 4 sporozoïtes.



Cyclospore : Cycle évolutif

- **Cycle direct long**
- comparable au cycle des *Isospora* et *Cryptosporidium*
- Les sporozoïtes libérés dans la lumière du tube digestif pénètrent dans les cellules épithéliales du grêle
- plusieurs cycles de reproduction asexuée se déroulent dans les entérocytes en fournissant des mérozoïtes de forme allongée.
- à l'intérieur de nouveaux entérocytes, les mérozoïtes subissent la différenciation sexuelle (macrogamétocytes et microgamétocytes) puis macrogamètes qui seront fécondés par les microgamètes. Les **ocystes immatures non infestants** sont expulsés de la cellule hôte et libérés avec les selles dans le milieu extérieur.
- la maturation de l'ocyste (sporogonie) se poursuivra à l'extérieur et aboutira à l'individualisation successive dans l'ocyste de 2 sporocystes contenant chacun 2 sporozoïtes.



Cryptosporidiose : Cycle évolutif

- **Cycle direct court**
- comparable au cycle des *Isospora*
- Les sporozoïtes libérés dans la lumière du tube digestif pénètrent dans les cellules épithéliales
- plusieurs cycles de reproduction asexuée se déroulent dans les entérocytes fournissant des mérozoïtes de forme allongée.
- à l'intérieur de nouveaux entérocytes, les mérozoïtes subissent la différenciation sexuelle (macrogamétocytes et microgamétocytes). Les macrogamètes sont fécondés par les microgamètes donnant l'ocyste qui est expulsé de la cellule hôte et libéré avec les selles dans le milieu extérieur.
- Les **ocystes sont directement infestants**

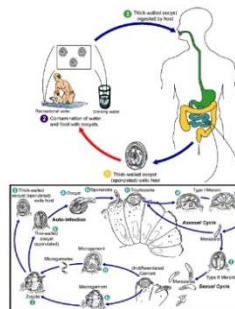


Figure 4 : Cycles de vie d'Isosporose, Cyclospore, Cryptosporose [30].

2. Les Helminthes :

2.1. Définition :

Les Helminthes (vers) sont des endoparasites, ils vivent à l'intérieur du corps de l'hôte. Les Helminthes parasites appartiennent à 2 groupes :

-Les Plathelminthes : sont des vers plats à corps ségmeté ou pas, qui ne contiennent pas de tube digestif ou en possèdent un incomplet. Ils sont hermaphrodites le plus souvent et comprennent la classe des trématodes et des céstodes.

-Les Némathelminthes: sont des vers cylindriques à corps non ségmenté, à sexe séparé ; le mâle est plus petit que la femelle et présentent un tube digestif complet . Ils comprennent l'ordre des nématodes présentant des espèces ovipares et vivipares. Les nématodes peuvent aussi être classés selon leur mode de transmission (par os / transcutanée / véctorielle) [45,10].

2.2. Classification : (Voir Annexe I).

2.3. Les cestodes :

2.3.1. Taeniasis :

C'est l'ensemble des troubles déterminés par la présence de tænia adulte dans l'intestin grêle de l'homme [46].

-*Taenia saginata* / *Taenia solium* :

| | <i>Taenia saginata</i> (tœnia de l'homme) | <i>Taenia solium</i> (tœnia du porc) |
|-----------------------|---|---|
| Scolex | 2 à 3 mm. 4 ventouses. Ni rostre, ni crochets (inerte). | 1 à 2 mm. 4 ventouses. Rostre court et crochets (armé). |
| Strobile | Pores génitaux irrégulièrement alternés d'un anneau à l'autre 15 mm long X 6 mm large. Utérus très ramifié : 20 à 30 digitations. | Pores génitaux assez régulièrement alternés d'un anneau à l'autre 10-12 mm long X 4 mm large. Utérus peu ramifié, 6 à 12 digitations. |
| Anneau mur | Peuvent être émis en dehors des périodes de défécation (mouvement propre de l'anneau qui force le sphincter anal). | Emis dans les selles soit isolé, soit plus souvent en fragments de chaînes. |
| Œuf | Sphérique ou subsphérique environs 40 microns. Présence dans les selles assez rares. Coque brune, épaisse, striée radialement, à l'intérieur, on trouve un embryon hexaconte avec 6 crochets. | |
| Hôte intermédiaire | Bœuf. | Porc. |
| Hôte définitif. | Homme. | Homme. |
| Rôle pathogène | Téniasis. Pas de complications. | Téniasis. L'homme peut être hôte intermédiaire (ingestion d'œufs embryonnés) (Cysticercose). |
| Mode de contamination | Ingestion de viande de bœuf mal cuite. | Ingestion de viande de porc mal cuite. |

Tableau 6 : Comparaison entre *Taenia saginata* et *Taenia solium* [20].

-*Hymenolepis nana* (tænia du pain) /*Diphyllobothrium latum* (Tænia du poisson) :

| Espèce | <i>Hymenolepis nana</i> | <i>Diphyllobothrium latum</i> |
|------------------------------|---|---|
| Elimination dans les selles. | Absence d'anneaux, présence des œufs. | Présence d'anneaux, présence des œufs. |
| Forme des anneaux mures. | Rectangulaire à bouts arrondis aplatis. | Présence d'une tache noire lobée au centre de chaque anneau. |
| Scolex | 0.3 mm sphérique, un rostre rétractile, 1 couronne de crochets | 1 à 5 mm sans ventouses avec des fentes latérales, ou bothridies. |
| Longueur totale. | Le plus petit tænia | 20 mètres (le plus grand tænia de l'homme) |
| Œufs. | 45 à 50 x 35 µm ovales. Membrane externe claire lisse, embryon avec 6 crochets, 2 mamelons diamétralement opposés avec des filaments polaires qui flottent dans l'espace. | 67-71 x 40-51 µm, ovale opercule n'est pas embryonnés à la ponte. |
| Hôte intermédiaire | Insecte | Des petits poissons d'eau douce ingèrent les cyclops avec la larve procercoide. |
| Mode de contamination | L'homme se contamine par l'ingestion de ces insectes avec les aliments, ou bien l'homme ingère directement les œufs. | L'homme s'infecte en mangeant la chair crue ou mal cuite du poisson. |

Tableau 7 : Comparaison entre *Hymenolepis nana* et *Diphyllobothrium latum* [31, 47,48 ,49].

2.4. Trématodes :

2.4.1. Fasciolose (*Fasciola hepatica*) :

2.4.1.1. Définition :

La grande douve du foie *Fasciola hepatica*, est un trématode hermaphrodite, parasite normal du bétail, qui peut accidentellement évoluer dans les canaux biliaires de l'homme en déterminant la Fasciolose ou Distomatose hépatique cosmopolite [50].

2.4.1.2. Morphologie :

L'adulte est de couleur beige rosé, mesure de 20 à 30 mm, foliacé avec un cône céphalique antérieur [50].

Les œufs sont ovoïdes, operculés, bruns jaune et mesurent 130 à 150 µm de long x 63 à 90 µm de large. Ils sont immatures lors de la ponte [51].

2.4.1.3. Clinique :

Le patient présente une jaunisse (ictère), un urticaire (éruption ressemblant à une piqûre d'orties), des douleurs et parfois un gonflement des articulations [52].

2.4.1. Cycle de vie :

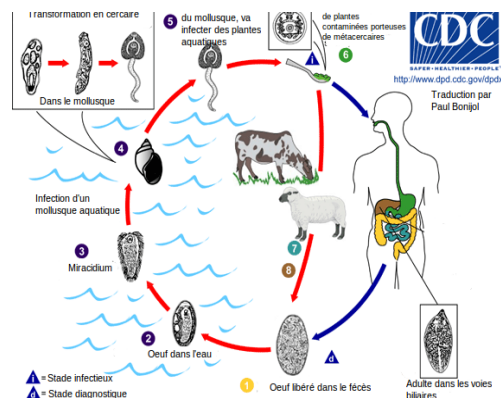


Figure 5 : Cycle de vie de *Fasciola hepatica* [30].

2.4.2. Bilharziose (Schistosomoses) :

2.4.2.1. Définition :

Les Bilharzioses ou Schistosomoses sont dues à des trématodes, vers plats, à sexes séparés, hématophages, vivants au stade adulte dans le système circulatoire des mammifères et évoluant au stade larvaire chez un mollusque d'eau douce. Six espèces sont pathogènes pour l'homme. 05 espèces sont retrouvées lors du diagnostic au niveau des selles (*S.mansoni*, *S.intercalatum*, *S.japonicum*, *S.mekongi* et *S.guinéensis*) [9]. La Schistosomose occupe la deuxième position, sur le plan socio-économique après le paludisme [53].

2.4.2.2. Morphologie :

| | <i>S.mansoni</i> | <i>S.intercalatum</i> | <i>S.japonicum</i> / <i>S.mekongi</i> |
|--|---|--|--|
| Vers adultes localisation | Veines mésentériques. | Veines mésentériques. | Veines mésentériques. |
| <i>mâles</i> : longueur x largeur (mm) | 6 -10 x 1,10. | 11-14 x 0,30 -0,40. | 10 - 20 x 0,55. |
| <i>Femelles</i> : longueur x largeur (mm) | 10 – 20 x 0,16. | 10 -14 x 0,15-0,18. | 20 -30 x 0,30. |
| Œuf Eperon Nombre | Ovale (61 – 140) latéral. 1-2. | Ovale (61 – 176) terminal. 5 – 60. | Rond (60- 100) latéral réduit. 50 – 200. |
| Hôte définitif | Homme, rongeur. | Homme, rongeur. | Animaux d'élevage (et homme). |
| Hôte intermédiaire | Biomphalaria | Bulinus | Oncomelania. |
| Mode de contamination | Pénétration de furcocercaire à travers la peau lors d'une baignade. | | |

Tableau 8 : Comparaison des Schistosomes intestinales [54].

2.4.2.3. Clinique :

Selon OMS : La Schistosomiase intestinale peut provoquer des douleurs abdominales, de la diarrhée et l'apparition de sang dans les selles. L'hépatomégalie est courante dans les cas avancés et s'associe fréquemment à une accumulation de liquide dans la cavité péritonéale et à une hypertension dans les vaisseaux sanguins de l'abdomen. Dans ce cas, il arrive d'observer aussi une splénomégalie.

2.5. Nématodes :

Ce sont des vers ronds à corps non segmenté (circulaire) à tube digestif complet, revêtus de téguments durs, à sexes séparés et dont le mâle est plus petit que la femelle [55].

2.5.1. Nématodes à transmission per os :**2.5.1.1. Ascaridiose :****2.5.1.1.1. Définition :**

L'Ascaridiose est une helminthiase strictement humaine et cosmopolite. C'est la parasitose la plus fréquente [56].

2.5.1.1.2. Morphologie :

Les vers adultes sont cylindriques, de couleur blanc-rosé, à cuticule finement striée. La femelle mesure 25 à 30 cm de long et le mâle 15 à 17 cm. La bouche est munie de 3 grosses lèvres, une dorsale et 2 ventrales.

L'œuf : 5-70 x 40-60 µm, brun acajou foncé avec un aspect mamelonné [51].

2.5.1.1.3. Clinique :

L'Ascaridiose est généralement asymptomatique. Les symptômes cliniques sont d'origine médicale ou chirurgicale et aux différentes phases du cycle (larvaire ou adulte) apparaissent des signes pulmonaires (Syndrome de Loeffler) durant la phase d'invasion et digestifs durant la phase d'état [49,6].

2.5.1.1.4. Cycle de vie :

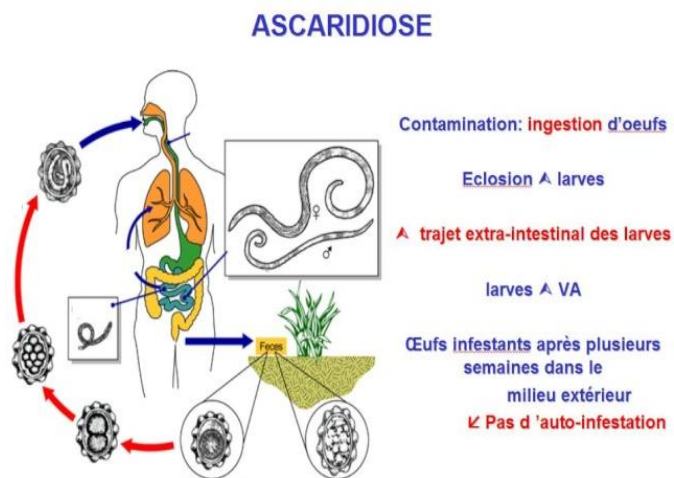


Figure 6 : Cycle de vie d'Ascariidose [30].

2.5.1.2. Oxyurose :

2.5.1.2.1. Définition :

L'Oxyurose est une parasitose intestinale bénigne provoquée par un nématode ovipare : *Enterobius vermicularis*. C'est une affection strictement humaine cosmopolite, rencontrée principalement chez l'enfant. Elle est caractérisée par un prurit anal nocturne (dû à la fixation des femelles au niveau de la marge anale).

La contamination se fait par ingestion des œufs embryonnés à la ponte directement infestants, émis dans le milieu extérieur [57].

2.5.1.2.2. Morphologie :

L'oxyure adulte est un petit ver rond, blanc nacré, filiforme et très mobile.

-Les œufs sont ovalaires, mesurant 50 à 60 µm de long sur 30 à 32 µm de large. Leur coque est épaisse, lisse, à double contour avec une face aplatie leur donnant un aspect asymétrique

très caractéristique. Les oxyures adultes sont localisés dans la partie terminale de l'intestin grêle, le caecum, l'appendice et le colon ascendant [58].

2.5.1.2.3. Clinique :

L'Oxyurose est une parasitose latente, responsable de prurit anal lié à la fixation des femelles sur la marge anale qui se complique de lésions de grattage ou de vulvite chez la petite fille. Les douleurs de la fosse iliaque droite, des troubles du transit, l'anorexie, sont contingents et l'appendicite est controversée [49,59].

2.5.1.2.4. Cycle de vie :

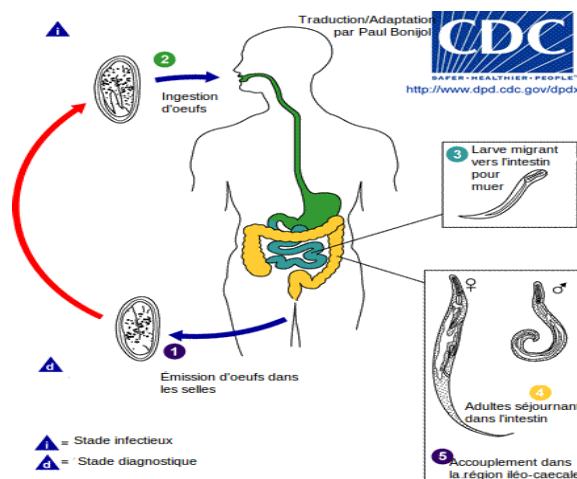


Figure 7 : Cycle de vie de l'Oxyurose [30].

2.5.1.3. Trichocéphalose :

2.5.1.3.1. Définition :

Parasitose du gros intestin cosmopolite due à un nématode *Trichuris trichiura*, habituellement asymptomatique [60,61].

2.5.1.3.2. Morphologie :

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

L'œuf éliminé dans les selles a une forme ovale caractéristique « en citron ». Il mesure 55 µm de long sur 20 µm de large, sa double coque est épaisse et interrompue à chaque pôle par un bouchon muqueux. Il n'est pas embryonné. L'œuf ne devient infestant dans le milieu extérieur qu'au bout d'un à plusieurs mois [9].

2.5.1.3.3. Clinique :

La contamination est en général asymptomatique. En cas d'infestation massive, une asthénie peut être observée durant la période d'incubation, durant la phase d'état, des troubles colitiques, une anémie un prolapsus rectal peuvent se manifester [9].

2.5.2. Nématodes à transmission transcutanée :**2.5.2.1. Ankylostomose :****2.5.2.1.1. Définition :**

Maladie parasitaire due à des vers nématodes hématophages (*Ankylostoma duodenalis* et *Necator americanus*) génératrice de troubles digestifs ou d'anémies hypochromes plus ou moins intenses. Elle est fréquente dans les régions tropicales [62].

2.5.2.1.1. Cycle de vie :

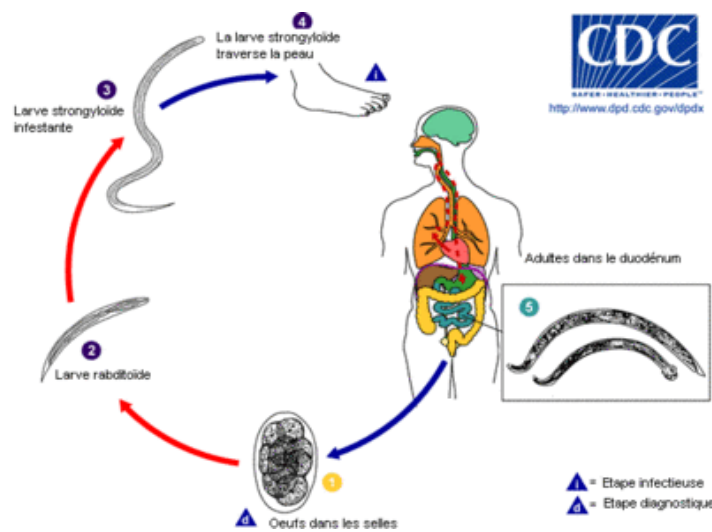


Figure 8 : Cycle de vie de l'Ankylostomose [30].

2.5.2.1.2. Morphologie :

-Les adultes cylindriques blanc rosé possèdent une capsule buccale armée de crochets ou lames tranchantes qui leur servent à s'agripper à la muqueuse intestinale qu'ils font saigner [63].

- Les œufs sont éliminés avec les selles, ellipsoïdes, symétriques, coque lisse et mince non embryonnés à la ponte et possèdent des blastomères [64]. Ces œufs doivent évoluer en milieu extérieur. Ils continuent leur segmentation, s'embryonnent et 1 à 2 jours après l'exonération, libèrent une larve rhabditoïde (double renflement œsophagien) celle-ci subit plusieurs mues et devient infestante (larve strongyloïde metacyclique infestante avec un seul renflement œsophagien) [9].

2.5.2.1.3. Clinique :

On distingue deux phases : une tissulaire se traduisant par des manifestations cutanées qui se compliquent de lésions d'irritation des voies aéro-digestives sous le nom de « catarrhe de

gourmes », et une phase endocavitaire traduisant des troubles digestifs et une anémie microcytaire [49,65].

2.5.2.2. Anguillulose :

L'Anguillulose est une parasitose intestinale prédominante en zone tropicale, et due uniquement à la femelle parthénogénétique : *Strongyloïdes stercoralis* [66], Considérée comme une parasitose mineure, elle peut parfois évoluer vers une forme sévère, gravissime et mortelle par dissémination larvaire polyviscérale à la faveur d'une immunodépression (sujets sous corticothérapie) [67,68]. Chez l'immunocompétent, l'infection est asymptomatique dans la majorité des cas [68,69].

2.5.2.2.1. Morphologie :

Strongyloïdes stercoralis est un petit ver non hématophage qui mesure de 2 à 3mm de long et vit enchâssé dans la muqueuse duodénale. La contamination humaine a lieu à partir de larves infectantes, dites strongyloïdes. La femelle pond ses œufs qui éclosent dans la lumière intestinale et donnent naissance à des larves non infectantes, dites rhabditoïdes, émises dans le milieu extérieur avec les selles. Ces larves vont se transformer en larves infectantes dans le sol. [66].

2.5.2.2.2. Cycle de vie :

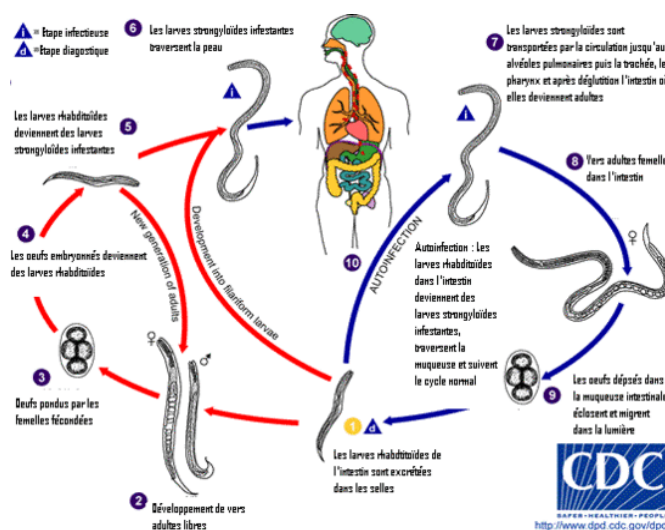


Figure 9 : Cycle de vie de l'Anguillulose [30].

2.5.2.2.3. Clinique :

L'Anguillulose est souvent asymptomatique. La phase de pénétration des larves passe souvent inaperçue.

Les signes cutanés correspondent rarement à la phase de primo-invasion. Le plus souvent ils traduisent la migration sous-cutanée de larves (phénomène de larva currens) [9] .

3. Traitement et prophylaxie des parasitoses intestinales :

- **Traitement :**

-Le traitement de choix pour l'Amibiase et la Giardiose est le métronidazole (FLAGYL®) et le Tinidazole (FASIGYNE®).

-Il n'y a pas de traitement réellement efficace pour la Gryptosporidiose.

-L'Albendazole ou Fumagilline sont efficaces pour le traitement des Microsporidioses et le Cotrimoxazole est efficace dans l'Isosporose et la Cyclosporose.

-Pour l'Oxyurose, la Trichocéphalose, l'Ascariidiose et l'Ankylostomose le traitement repose sur les Benzimidazolés en comprimés ou en suspension : Flubendazole (Fluvermal) l'Albendazole (Zentel®). L'Embonate de pyrvinium (Povanyl®) qui colore les selles en rouge, ou le Pamoate de pyrantel (Combantrin®) sont des alternatives ainsi que le Mébendazole en zone tropicale.

-Le traitement efficace de l'Anguillulose, repose sur : L'Ivermectine (Stromectol®) ou L'Albendazole (Zentel).

-Les Fascioloses sont traitées avec le Triclabendazole (Egaten®) quant aux Schistosomoses on préconise l'utilisation du Praziquantel [9].

- **Prévention et prophylaxie :**

La lutte contre les parasitoses intestinales met en œuvre un ensemble de mesures destinées à interrompre la transmission et à parfaire l'éducation sanitaire et sociale.

- **Les mesures individuelles** : Les règles d'hygiène sont essentielles :

-Propreté des mains.

-Filtration ou ébullition de l'eau de boisson.

-Nettoyage soigneux des fruits et des légumes.

-Eviction de la viande mal cuite, ce qui se heurte malheureusement à des habitudes alimentaires bien ancrées.

- Eviter de manger le cresson sauvage.

-Défécation dans des latrines.

-Port de chaussures qui est efficace mais illusoire dans le cadre de certaines professions (agriculture par exemple).

-Eviction des bains dans les eaux stagnantes.

- **Les mesures collectives**

-Lutte contre le péril fécal (aménagement de latrines et sensibilisation de la population à leur utilisation).

-Approvisionnement de la population en eau potable.

-Evacuation des eaux stagnantes.

-Contrôle médical des aliments vendus sur le marché [70,71].

Chapitre II :
Diagnostic des parasitoses
intestinales

Chapitre II : Diagnostic des parasitoses intestinales.

1. 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. On aura parfois recours à des examens spéciaux, par exemple : test à la cellophane adhésive ou « scotch-test » anal, biopsie rectale et tubage duodéal [72].

L'examen d'un unique échantillon de selles ne détecte le parasite que dans 50 à 70 % des cas Tandis que, si trois selles sont examinées, la fréquence d'identification augmente à 95 % [73,74].

2. Indications et limites de l'examen parasitologique des selles :

- Indications majeures :

-Une dysenterie ou une diarrhée, sanglante ou non, même pour un patient n'ayant jamais voyagé.

-Une colopathie ou douleur abdominale surtout si l'on a la notion d'un séjour en pays à hygiène incertaine ou la connaissance d'une hyperéosinophilie sanguine.

- Indications recommandées :

-Il peut s'agir d'un examen systématique par exemple après un long séjour en zone chaude du globe ou dans le cadre d'une embauche (cuisiniers, égoutiers...) à titre de prévention d'une transmission oro-fécale [75].

-L'EPS n'est pas contributif dans les situations suivantes :

- Le cas d'*Enterobius vermicularis* et de *Taenia saginata* : ou les œufs sont retrouvés au niveau de la marge anale.
- Phase immature d'un parasite digestif : elle correspond à la phase de migration larvaire des vers tels que l'*Ascaris lumbricoides* et *Fasciola hepatica*.
- Phase chronique d'évolution. Ex: les Schistosomes.

2. Préparation du malade :

➤ Abstention médicamenteuse :

-Proscrire tout médicament à base de dérivés quinoléiques (pouvoir amoebicide).

-Proscrire les médicaments opaques non absorbables trois jours voire une semaine avant l'EPS : médicaments à base de charbon végétale, sel de bismuth, sel de magnésium, kaolin, baryte.

-Pratiquer une éventuelle exploration radiologique à produit de contraste et plutôt après qu'avant un EPS (les produits de contraste peuvent persister jusqu'à 15 jours).

➤ Régime sans résidus :

-Certains aliments, riches en résidus et rendant difficiles un EPS sont à éviter pendant les trois jours qui le précèdent, ce sont les fruits de cuticules non digérées (pêches, abricots, tomates), les fruits à graines (figues), les fruits de rosacées (pommes et surtout poires), les légumes secs, les graines à enveloppes (haricots, lentilles).

-Eviter les aliments colorant les selles : betteraves, charbon, fumafer (médicament) [76].

4. Fiche de renseignements (interrogatoire du patient) :

Elle permet de fournir des éléments d'orientation du diagnostic elle doit contenir :

-Nom, prénom, sexe, âge du malade et son adresse (zone urbaine, rurale ou zone endémique)

- Signes cliniques principaux : diarrhée, prurit anal, douleurs abdominales, fièvre.

- Examens associés : hémogramme qui permet de détecter une anémie et/ou une hyperéosinophilie celle-ci peut se présenter par exemple avec une courbe en dents de scie en cas d'Anguillulose et une courbe de lavier pour l'Ascarirose, vitesse de sédimentation reflète d'un syndrome inflammatoire, examens radiologiques [75].

-Notion de thérapeutiques récentes (camouflage des parasites présumés).

- Le statut immunitaire du patient.

-Notion de séjour dans un pays endémique ou de baignade en eau stagnante [77,78].

5. 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 pallier en observant deux principes :

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

-la selle ne doit pas trop se refroidir. (Sensibilité des trophozoïtes au froid) [79].

-Utiliser un contenant (boîte) propre, à large ouverture et à fermeture hermétique. Éviter le contact avec l'eau, le sol et l'urine [80].

-Mentionner sur le contenant le nom, prénom ou le numéro du malade, la date et l'heure d'émission de la selle [81].

-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 [82].
- 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 trophozoïtes 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 leur observation sous forme colorée. C'est un mélange de solution mère de merthiolate, de teinture de merthiolate et de solution de lugol à 5% [82].

6. 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 tœnia, d'ascaris adultes, d'oxyures adultes et même de larves d'anguillules [83].

-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 [72].

*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 [84].

7. Techniques de concentration :

Les techniques de concentration sont indispensables, et doivent être faites systématiquement. Elles permettent d'isoler avec un minimum de résidus un nombre maximum de kystes et œufs d'Helminthes [85].

1- Physique : basée sur la différence de densité existant entre le réactif diluant et le parasite (Sédimentation –flottaison).

A- La sédimentation : utilise comme diluant un réactif à densité inférieure à celle du parasite et ceux-ci se retrouvent au fond du tube elle est préconisée pour les œufs d'*Ascaris lumbricoides* non fécondés, les Schistosomes et les larves d'Anguillule.

B- La flottaison : utilise des diluants à densité supérieure à celle du parasite qui se retrouve flottant sur la surface. La technique de Willis préconisée pour les œufs d'*Hymenolipis nana* et d'ankylostomes. La méthode de Janckso et Urbany qui présente un intérêt pour la concentration des œufs de la grande douve du foie (*Fasciola*), *schistosome*, *taenia* et *trichocéphale* mais demeure très chère ce qui la rend difficile à appliquer.

2- Physico-chimique ou diphasique : qui met en présence deux phases liquides non miscibles l'une aqueuse et l'autre lipophile mettant en œuvre un coefficient de partage conditionné par la balance lipophile-hydrophile. La technique de Ritchie simplifiée est préconisée pour la recherche d'œufs et de kystes de Protozoaires.

8. Techniques spéciales :

1- Par éclaircissement : kato katz : elle est qualitative mais il existe une variante quantitative appelée Kato et Miura utilisant du matériel fourni par l'OMS cette technique permet d'apprécier la charge parasitaire, d'évaluer l'efficacité d'un antihelminthique et pour les enquêtes épidémiologiques.

2 - Méthode de Graham ou scotch test anal : préconisé pour la recherche d'œufs d'oxyure et d'œufs de Taeniasis à *Taenia saginata* elle est appliquée au réveil avant toute toilette [86].

9. Techniques de coloration :

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

1/ Coloration instantanée entre lame et lamelle :

Effectuée systématiquement après la dilution fécale, il suffit de mettre sur la lame une goutte de suspension fécale avec une goutte de colorant, les techniques de coloration les plus utilisées sont [87] :

- 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 [88].

- 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 [89].

2/Colorations spécifiques : Lorsque le diagnostic est orienté, des colorations spécifiques sont réalisées, à titre d'exemple pour la recherche de cryptosporidies, d'Isosporose ou de Cyclosporose on effectue la coloration de Ziehl-Neelsen modifiée ou bien la technique de Weber pour la recherche des microsporidies [90,91].

10. Culture en parasitologie (coproculture) :

- CULTURE DES HELMINTHES :

Dans le cadre d'une suspicion d'Ankylostomose ou de Strongyloïdose, si les techniques de concentration n'ont pas donné de résultats, une mise en culture à partir d'une quantité plus importante de selles peut apporter un résultat positif et permet de différencier à partir des larves l'ankylostome de l'anguillule.

- CULTURE D'AMIBES :

On ne la met en œuvre que lorsque les examens microscopiques ont été négatifs et lorsque cliniquement l'Amibiase est le diagnostic le plus vraisemblable. Elle peut rendre service lorsque l'identification imprécise est gênée par un nombre réduit de trophozoïtes. La culture en accroît le nombre. Elle utilise le milieu Dobell et Laidlow constitué de deux parties, un support solide constitué de sérum de cheval coagulé et une phase liquide de Ringer [92].

11. Techniques sérologiques :

Permet de détecter les antigènes (copro-Antigenes) dans les selles on cite le kit ELISA utilisant des anticorps monoclonaux pour faire un diagnostic différentiel d'*E.histolytica* et *E.dispar*, et IFD pour la recherche d'oocytes de *Cryptosporidium*, l'IFI et l'EIA en phase de migration larvaire dans les Ascaridiose peuvent se révéler très efficace, CAA et immunoélectrophorèse seraient quant à elle intéressantes pour le diagnostic des Schistosomoses mais demeurent très peu utilisées [75,93,94].

Partie pratique

Chapitre I :
Matériels
et méthodes

Chapitre I : Matériels et méthodes.

I. Objectifs :

Le but de ce travail est de faire le point sur les parasites intestinaux diagnostiqués au C.H.U de Tizi Ouzou en fonction d'un certain nombre de signes cliniques à travers une enquête portant sur 1271 patients en région de Tizi Ouzou et d'en faire la discussion.

➤ Objectifs principaux :

- Identifier les parasites pathogènes dans le prélèvement.
- Déterminer leur fréquence dans la population consultant au service de Parasitologie Mycologie du C.H.U Tizi Ouzou.

II. Matériels et méthodes :

1. Type d'étude : c'est une étude prospective.

2. Lieu d'étude : Laboratoire de Parasitologie Mycologie du C.H.U Tizi Ouzou.

3. Période d'étude : Du mois de Novembre 2016 à Avril 2017.

4. Population d'étude :

- **Critères d'inclusion :** sont inclus les patients consultant au Service de Parasitologie Mycologie du C.H.U Tizi Ouzou dans les cadre d'un contrôle sanitaire ou ceux orientés par un médecin suite à une clinique suspecte.

- **Recrutement des patients et recueil d'informations :**

La population source de notre étude est représentée par tous les consultants au sein de notre Service de Parasitologie Mycologie du C.H.U Tizi Ouzou. C'est la population générale de Tizi Ouzou.

Le recrutement s'est fait de façon prospective lors de la consultation.

Après avoir eu son consentement, le patient répond aux questions de la fiche de renseignement.

5. Matériel biologique :

Notre étude prospective descriptive a été portée sur 1271 prélèvements de selles chez des patients se présentant au service de Parasitologie Mycologie du C.H.U Tizi Ouzou présentant des troubles digestifs ou dans le cadre de contrôle sanitaire.

6. Matériel non biologique :

- **Verrerie :**

- Verres à pieds.
- Agitateurs en verre.
- Lames porte-objets.
- Lamelles couvre-objets
- Centrifugeuse.
- Tubes à centrifuger de 15 ml, coniques.
- Bouchons en caoutchouc pour les tubes à centrifuger.
- Portoirs.
- Eprouvette à 500ml.
- Des embouts.
- Un récipient.
- Une pince.
- Papier filtre.
- Boite de pétri.

- **Appareils :**

-Centrifugeuse.

-Balance.

-Microscope optique.

7. Méthodes :

7.1. 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. (Voir Annexe III).

7.2. Examen macroscopique :

Cet examen nous a permis de noter d'une part la couleur et la consistance des selles qui peuvent être :

- Normales.

- Liquides, molles.

- Solides.

D'autre part l'existence des éléments surajoutés qui peuvent être d'origine :

- Parasitaire : anneaux de *taenia* adultes d'oxyures....

- Non parasitaire : sang, glaire, pus, fibres alimentaires

7.3. 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.

7.3.1. Examen direct :

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

7.3.1.1. Examen à l'état frais :

Mode opératoire :

Prélever une noisette de selle à l'aide d'une fine baguette en verre et diluer au dixième avec de l'eau physiologique à 9 pour 1000 jusqu'à avoir une dilution optimum ni trop dilué ni trop concentrée.



Figure10 : Dilution de la selle dans de l'eau physiologique à 9 pour 1000.

Puis déposer une petite goutte sur une lame porte objet et recouvrir d'une grande lamelle et observer au G x 10 puis au G x 40.



Figure 11 : déposer une goutte de la dilution

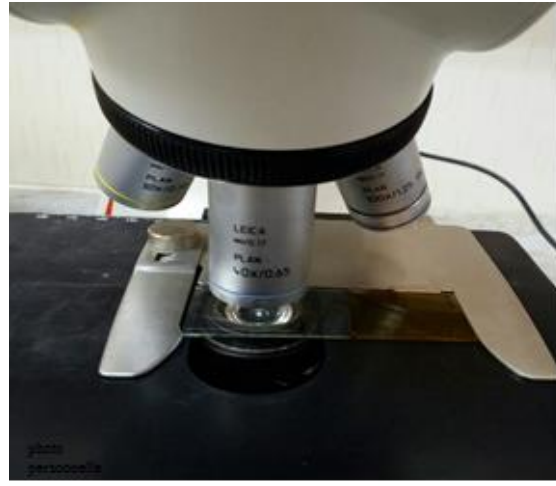


Figure 12 : observer au Gx10 puis Gx40

Cet examen permet de diagnostiquer les formes végétatives mobiles des Protozoaires surtout, les kystes de Protozoaires, et les œufs d'Helminthes.

7.3.1.2. 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 graines d'amidon en violet foncé.

Réactifs : Lugol à 5%.

Préparation du réactif :

- Iode métalloïdique..... 05g.
- Iodure de potassium..... 10g.
- Eau distillée..... 100ml.



Figure 13 : Peser 5 g d'iode métalloïdique. **Figure 14** : Peser 10 g d'iodure de potassium.

- 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.



Figure 15 : 100 ml d'eau distillée. **Figure 16** : Dissoudre l'iode dans un peu d'eau distillée.



Figure 17 : Ajouter l'iodure de potassium



Figure 18 : Bien mélanger.

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.



Figure 19 : Lugol à 5%

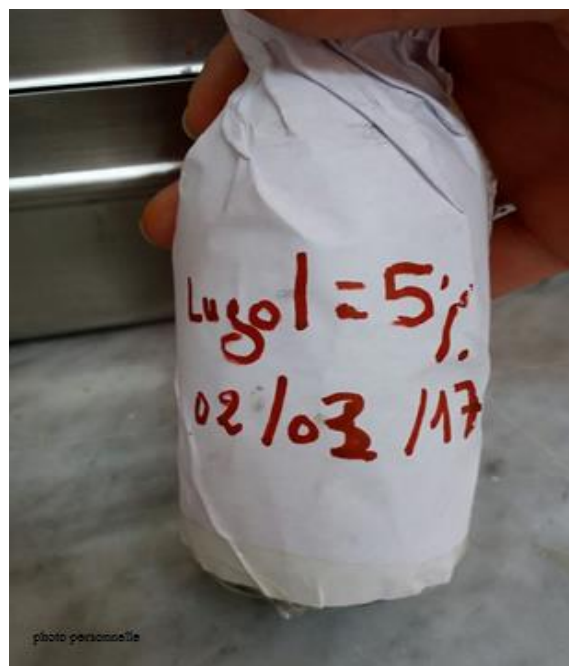


Figure 20 : Couvrir la bouteille de lugol 5%

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% et recouvrir d'une grande lamelle.

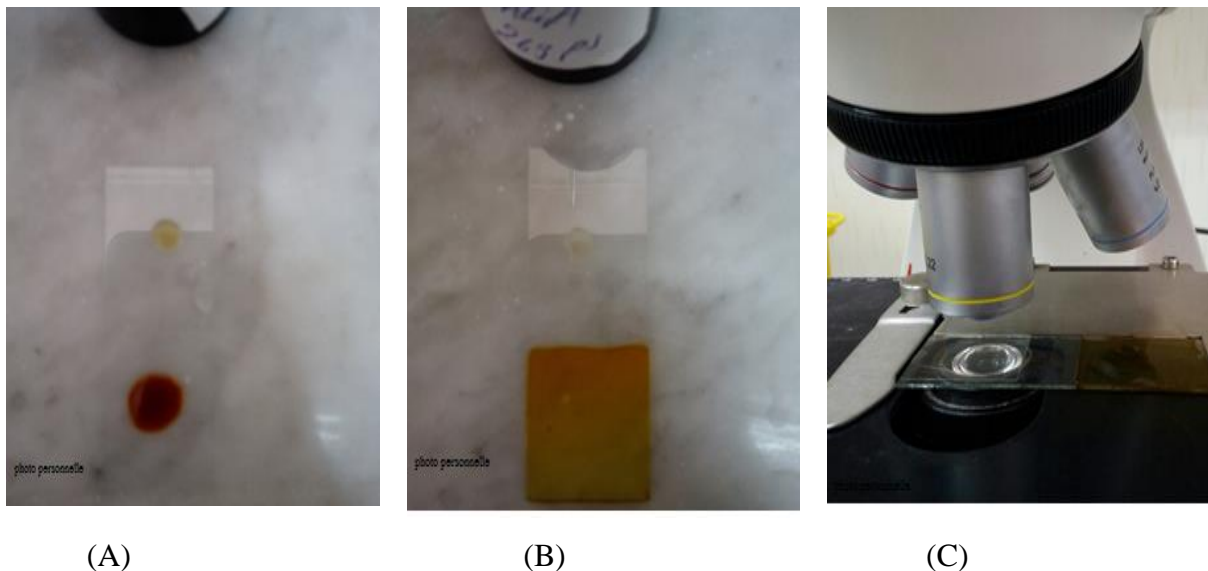


Figure 21 : Examen en solution iodo-iodurée.

- (A) Déposer une goutte de la dilution + une goutte de la solution de lugol à 5%.
- (B) Recouvrir d'une lamelle.
- (C) Observer au G x10 puis au G x 40.

7.3.2. Méthodes de concentration des selles :

Ces procédés visent à rassembler dans un petit volume des formes parasites présentes en faible quantité dans l'échantillon, sans augmenter leur nombre. On utilise dans ce but, des procédés physiques ou physico-chimiques dont les meilleurs sont ceux qui provoquent le minimum d'altérations morphologiques des éléments.

Cette concentration doit être faite systématiquement, même si l'examen extemporané qui l'a précédé a montré la présence de certains parasites.

Ces méthodes se répartissent en 2 groupes :

- Méthodes physiques.
- Méthodes physicochimiques.

7.3.2.1. Méthodes physicochimiques :

➤ Méthode de Ritchie :

Principe :

Consiste à mettre en présence de deux phases liquides non miscibles, l'une aqueuse et l'autre lipophile, réalisant un coefficient de partage dont la valeur est conditionnée pour chaque particule fécale (parasites et déchets) par sa balance hydrophile-lipophile. Les éléments dont la balance penche en faveur des groupements hydrophiles se trouvent dans la phase aqueuse et se déposent au fond du tube de centrifugation alors que ceux dont la balance penche vers le groupement lipophile se retrouvent donc au contact de la phase organique.

Réactifs :

- Formol à 10%.
- Ether.

Mode opératoire :

- Dans un verre à pied faire une dilution de la selle.
- Ajouter à la selle du formol à 10%.

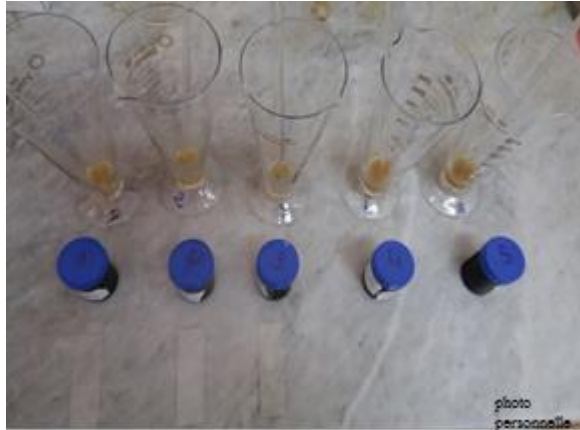


Figure 22 : Dilution de la selle dans le formol à 10%.

- Remplir un tube conique au deux tiers avec la dilution au formol à 10%.
- Ajouter un tiers d'éther.

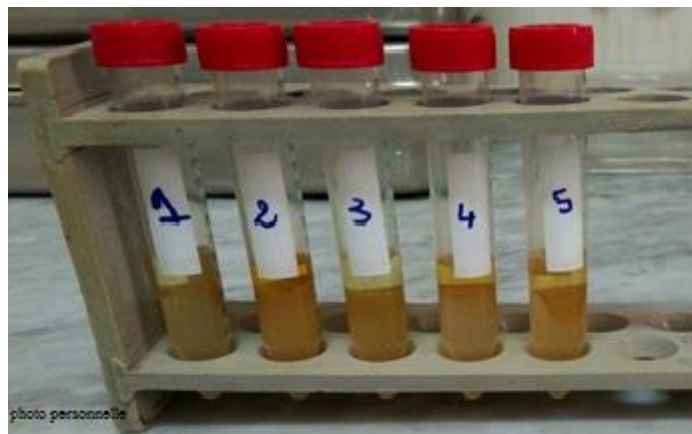


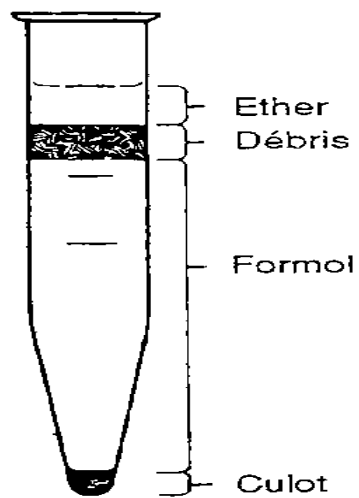
Figure 23 : Remplissage du tube avec 2/3 de dilution et 1/3 éther.

- Fermer le tube en ayant laissé un centimètre entre l'éther et la fermeture.
- Agiter énergiquement.
- Equilibrer la centrifugeuse.
- Centrifuger 3 minutes à 1500 tours par minute.



Figure 24 : Centrifugation.

- Formation de quatre (4) phases.



Quatre couches après centrifugation finale

Figure 25 : Schéma des phases formées après centrifugation [12].

- Jeter le surnageant (les trois phases).
- Récupérer le culot avec une pipette.

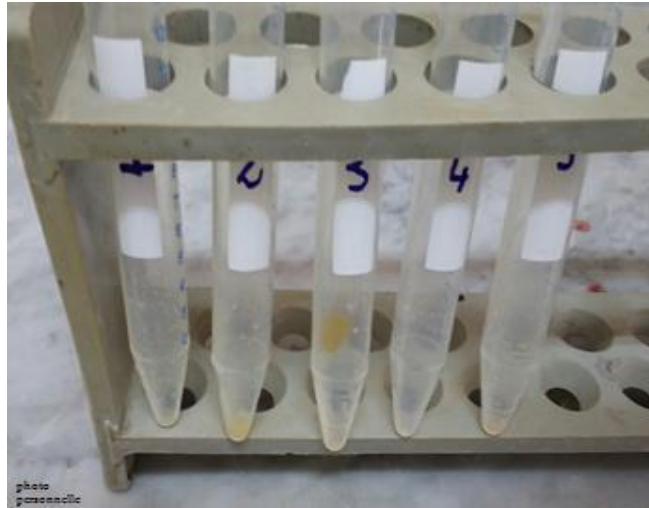


Figure 26 : Récupération du culot.

- Etaler sur une lame.
- Recouvrir d'une lamelle.

Lecture :

Examiner au microscope optique objectif 10, puis passer au 40 pour identifier les éléments suspects.

Résultats :

Cette méthode permet de concentrer les kystes des Protozoaires et les œufs d'Helminthes (sauf pour les œufs d'Ascaris, détruits par cette méthode).

7.3.2.2. Techniques physiques :**➤ La technique de Willis :**Principe :

C'est une technique physique basée sur la flottaison : utilisation d'un réactif dont la densité est supérieure à celle de la matière fécale.

Réactifs : solution de NaCl à 25%

Préparation du réactif (solution de NaCl à 25%) :

Peser 25 grammes de NaCl et verser dans l'éprouvette remplie à 100ml d'eau distillée. Mélanger jusqu'à dissolution complète.



Figure 27 : Peser 25g de NaCl et diluer dans 100ml d'eau distillée.

Mode opératoire :

La selle est diluée avec du NaCl à 25% dans un verre à pied et laisser sédimenter quelques secondes.



Figure 28 : Dilution de la matière fécale.

Par la suite remplir les tubes coniques jusqu'à l'obtention de ménisque à concavité supérieure.



Figure 29 : Remplissage des tubes coniques.

Déposer une lamelle au-dessus et laisser au contact 15 minutes.



Figure 30 : Sédimentation de 15 minutes.

Au bout de ce délai retirer les lamelles et les reporter sur des lames porte objet pour les examiner.



Figure 31 : Déposer une lamelle sur la lame.

Lecture :

Au microscope optique à l'objectif x 10 puis au x 40 en cas de suspicion de formes parasitaires.

Résultats :

Elle permet de concentrer les œufs d'Helminthes en particulier ceux d'*Hymenolepis nana* et d'ankylostomes.

7.3.3 Méthodes spéciales :

7.3.3.1 Technique de Kato Katz :

Principe :

C'est une technique d'éclaircissement des selles qui permet la mise en évidence des œufs d'Helminthes et des larves d'anguillules dans une quantité relativement importante de selles mais elle est sans valeur pour les Protozoaires.

Réactifs :

Des rectangles de cellophanes fournies par l'OMS de 2x 3cm sont imprégnés par un séjour d'au moins 24 heures dans la solution éclaircissante pendant au moins 24 heures (dans notre étude on a utilisé du scotch écolier).

Solutions :

- Glycérine pure100 ml.
- Eau distillée.....100 ml
- Solution aqueuse de vert de malachite à 3 %.....1 ml

Préparation du réactif Kato :

Dans un récipient mélanger 100ml de glycérine, 100ml d'eau distillée et 1ml de vert de malachite à 3 pour cent.

Y laisser séjourner pendant au moins 24heures les morceaux de scotch écoliers auxquels on a enlevé la colle.

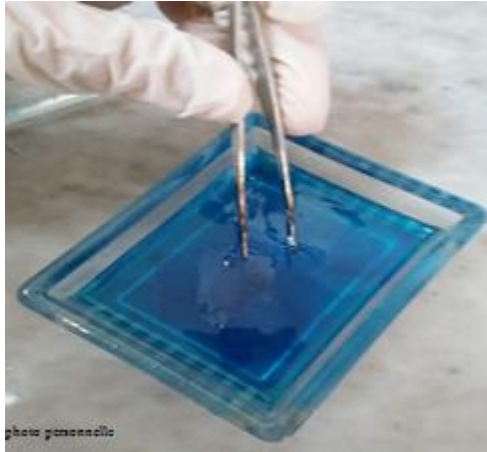


Figure 32 : imprégner le scotch avec le réactif Kato.

Mode opératoire :

A l'aide d'un embout, prélever une petite quantité de selle et l'étaler en « frottis épais » sur la lame.

Prendre à l'aide d'une pince un morceau de scotch imprégné de réactif et recouvrir avec la selle prélevée.

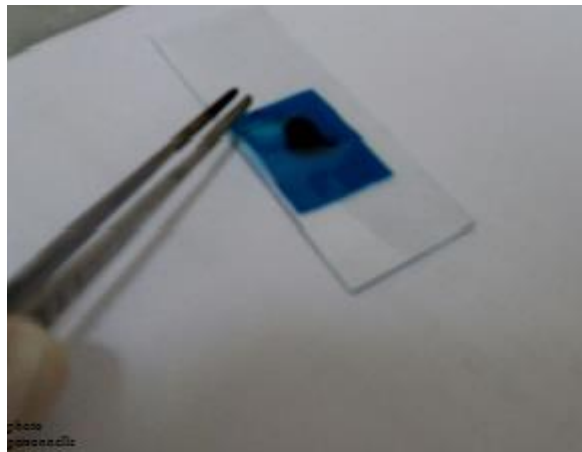


Figure 33 : Recouvrir la selle avec le scotch imprégné.

Ecraser par retournement sur papier filtre jusqu'à ce que les matières fécales se soient étalées entre lame et scotch (cellophane).

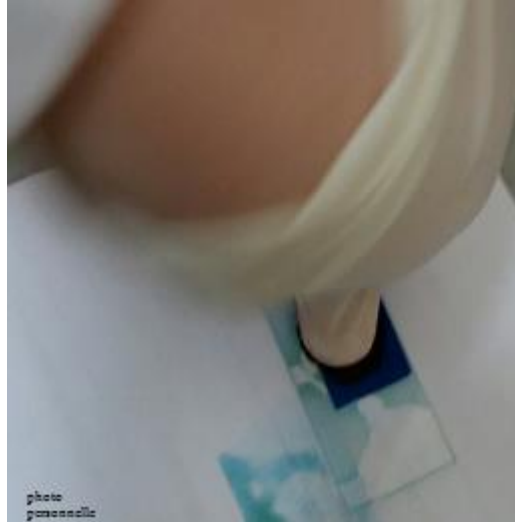


Figure 34 : Ecrasement entre lame et papier filtre

Procéder à la lecture après 30 minutes à une heure de la préparation.

Lecture :

Au microscope optique à l'objectif 10 et passer au 40 en cas de suspicion d'éléments parasitaires.

Résultats :

Les œufs conservent leurs contours et peuvent être facilement reconnus. Par contre les kystes des Protozoaires deviennent parfaitement transparents et invisibles.

La technique de Kato Katz est donc utilisée pour la recherche des œufs d'Helminthes et les larves d'anguillules.

7.3.3.1. Technique de scotch (test de Graham) :

Cette méthode est utilisée lors de la suspicion d'œuf de *Enterobius vermicularis* et *Taenia saginata*.

Principe :

La femelle de l'oxyure vient mourir sur la marge anale en libérant les œufs qu'elle contient. Ces œufs entourés d'un peu de mucosités restent souvent collés pendant quelques heures dans les petits plis de la marge anale avant de tomber dans les draps ou sous-vêtements.

- Les œufs seront retrouvés sur la marge anale plus que dans les selles.

Les anneaux de *Taenia saginata* franchissent activement la marge anale, ce qui provoque la libération des œufs par les pores génitaux

- Technique de prélèvement :

- Au réveil, avant la défécation, en la dépliant si possible avec le côté adhésive d'une bande de cellophane transparente du type « Scotch ».
- Le malade se met en position genou pectorale.
- Après le prélèvement, la bande est collée sur une lame porte objets qui sera transmise au laboratoire.

- Technique de l'examen :

- Les œufs seront recherchés directement à travers le papier adhésif.
- La recherche des œufs au microscope se fait au G x 10 puis G x 40.

La simplicité de cette technique permet d'en confier l'exécution au malade lui-même ou à la mère s'il s'agit d'un enfant [95].

7.3.4 Techniques de 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.

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

➤ Coloration de Ziehl Neelsen :

Principe :

Cette coloration permet de voir les oocystes de couleur rouge vif ou rose plus ou moins intense et renferme 4 sporozoïtes de couleur noir agencés autour d'un corps résiduel arrondi (pour *Cryptosporidium*).

Pour *Isospora belli* Les oocystes ont une forme ovale. Ils contiennent un sporoblaste et parfois deux sporocystes plus ou moins différenciés.

Pour *Cyclospora cayatanensis* On peut y distinguer 2 sporocystes, mais les sporozoïtes sont rarement visibles en microscopie optique.

Réactifs :

-Fuschine phéniquée.

-Vert de malachite à 5%.

-Acide sulfurique à 2 %.

Préparation des réactifs :-Fushine pheniquée :

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.

-Solution d'acide sulfurique à 2% :

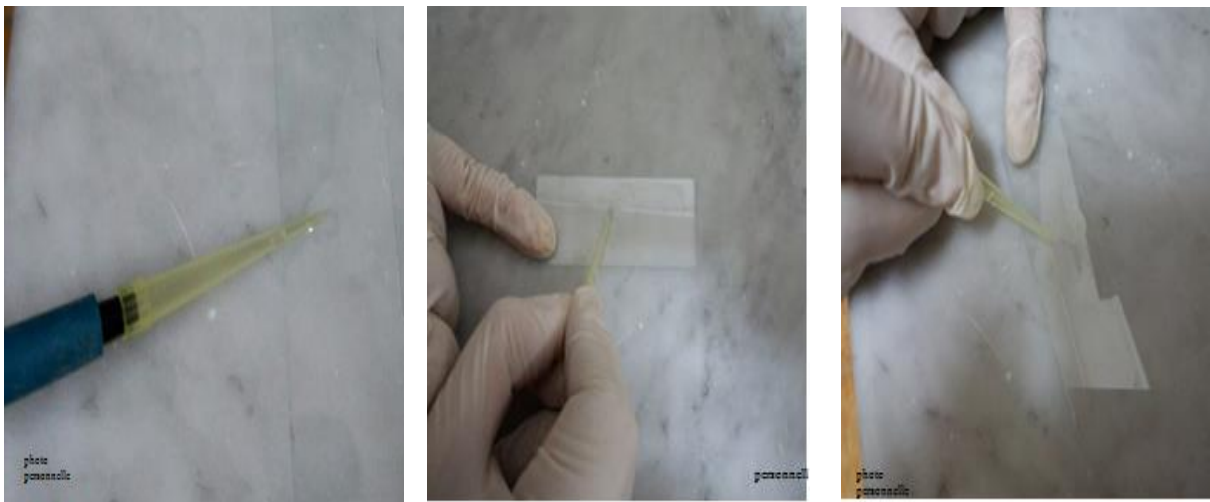
2 ml d'acide sulfurique sont additionnés de 98 ml d'eau distillée.

-Solution de vert de malachite à 3% :

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

Mode opératoire :

- 1- A partir du culot de Ritchie, étaler un frottis de selles.



(A)

(B)

(C)

Figure 35 : Confection du frottis (première étape de la coloration).

(A) : Déposer une goutte du culot de Ritchie.

(B) (C) : Etaler à l'aide d'embouts en effectuant des mouvements.

- 2- Sécher le frottis à l'air libre.
- 3- Fixer le frottis mince avec le méthanol.

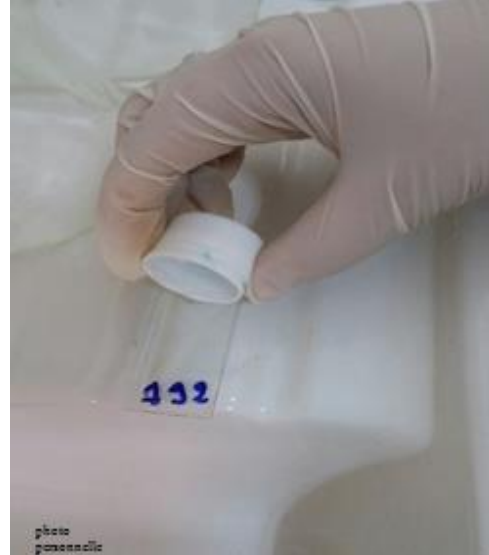


Figure 36 : Fixation du frottis au méthanol.

- 4- Sécher à l'air libre pendant 5 minutes.



Figure 37 : Séchage du frottis pendant 5 minutes.

- 5- Plonger les lames dans la fuschine phéniquée pendant 60 min.



Figure 38 : Coloration à la fuschine phéniquée.

- 6- Rincer à l'eau de robinet.
- 7- Différencier dans une solution d'acide sulfurique à 2% pendant 20 secondes.



Figure 39 : Décoloration à l'acide sulfurique.

- 8- Rincer à l'eau de robinet.

9- Colorer avec la solution de vert de malachite à 5% pendant 5 min.



Figure 40 : Coloration au Vert de malachite.

10- Rincer et sécher à l'air libre.



Figure 41 : Frottis après dernier rinçage.

Lecture :

Lire au microscope optique au grossissement x 100 avec l'huile d'immersion.

7.4. Coproculture :

➤ Coproculture en Helminthologie (culture sur charbon) :

Dans notre étude la coproculture vise essentiellement à établir un diagnostic différentiel entre l'anguillulose et l'ankylostomiase.

Dans notre cas nous avons utilisé la méthode de Brumpt (culture sur charbon actif) dans une boîte de pétri.

Principe :

On utilise du charbon de bois grossièrement réduit en poudre et déposé dans une boîte de Pétri et mélangé à la selle.

Mode opératoire :

Cette méthode utilise du charbon végétal qu'on mélange à part égale à la selle avec de l'eau distillée stérile afin d'obtenir une pâte molle qu'on étalera au fond d'une boîte de pétri et recouvrir avec le couvercle.

L'incubation se fera à 25°.



Figure 42 : Ajouter de l'eau distillée au charbon. **Figure 43** : Ajouter une noisette de selle.

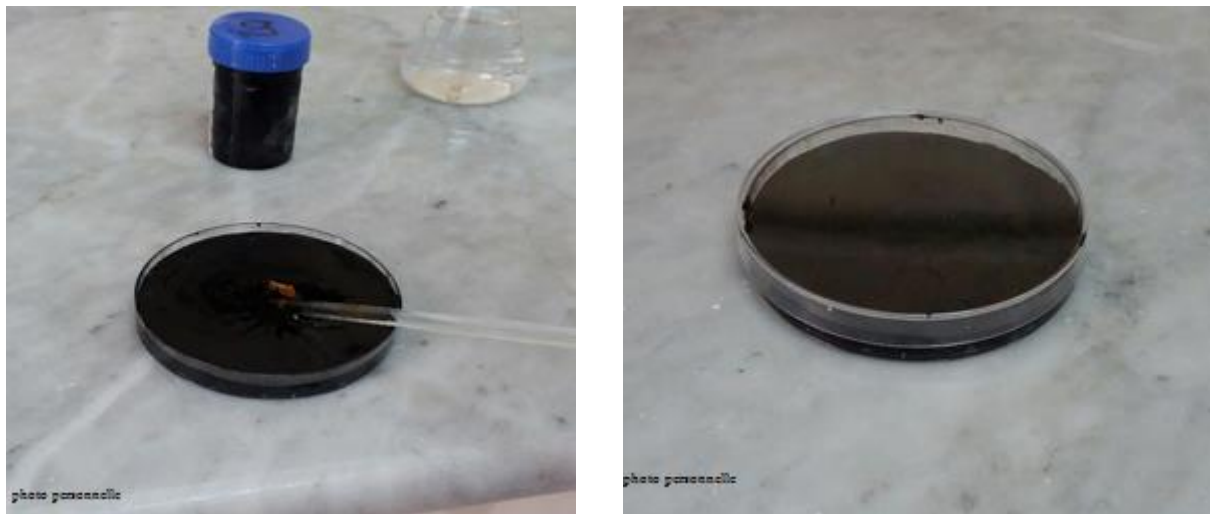


Figure 44 : Mélanger la selle au mélange et incuber à 25°.

Lecture :

Les boîtes de Pétri seront placées dans une étuve à 25° et la lecture sera effectuée. Les manipulations doivent être faites avec précautions car il y a risque de contamination par les larves strongyloides infestantes par voie transcutanée.

Les résultats quand la culture est positive sont les suivants :

| Période de lecture | Anguillulose | Ankylostomose |
|-------------------------|--|--|
| 48 heures après culture | Larves strongyloides issues de la transformation des larves rhabditoides émises dans les selles. | Larves rhabditoides. |
| Au 2eme jour | -Larves strongyloides. -Adultes mâles et femelles. | Larves strongyloides. |
| Au 4eme jour | -Larves strongyloides -Adultes mâles et femelles | Larves strongyloides. |
| Au bout d'une semaine | Larves strongyloides infestantes nées d'adultes libres dans le milieu extérieur | Larves enkystées infestantes. |
| Au-delà d'une semaine | Culture stérile. | Résistances des larves enkystées jusqu'à trois semaines. |

Tableau 9 : Résultats de culture positive [92].

Chapitre II :

Résultats

Chapitre II : Résultats

Notre étude, réalisée au niveau du Laboratoire de Parasitologie et Mycologie du C.H.U de Tizi Ouzou durant 6 mois pour 1271 patients hospitalisés et externes, a permis l'identification de nombreuses espèces parasites de l'intestin de l'homme et de les mettre en évidence.

1. Etude de la population globale de notre série :

Dans cette partie nous analysons la répartition des patients selon :

- L'âge.
- Le sexe.
- Le statut hospitalier.
- Le service.
- Le nombre de cas positifs et négatifs.

1.1.Répartition des patients selon l'âge :

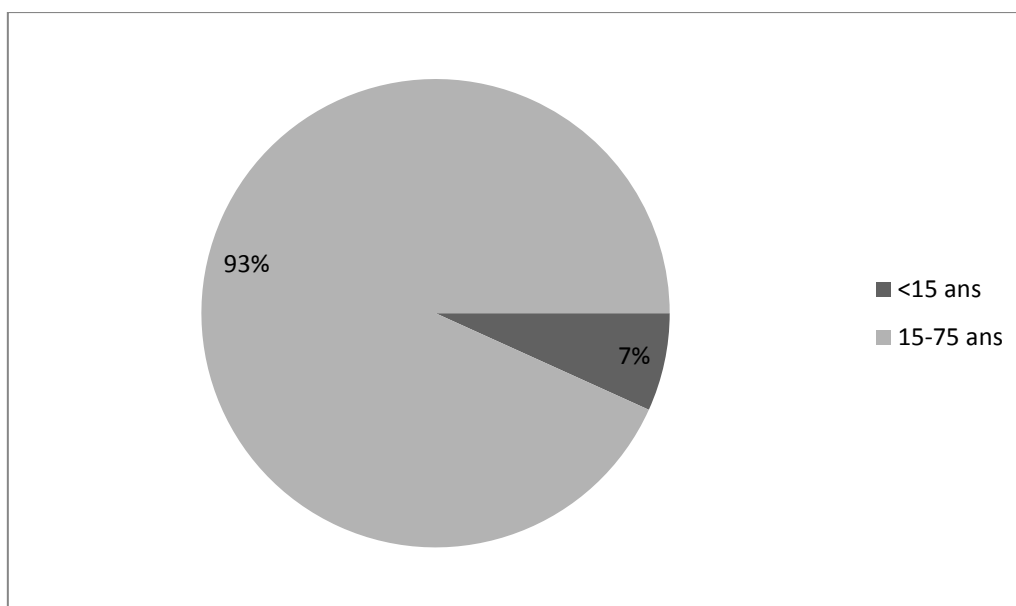


Figure 45 : Répartition des patients examinés selon l'âge.

Parmi les 1271 sujets traités au cours de notre étude 1185 appartenait à la tranche d'âge entre 15-75 ans soit un pourcentage de 93% tandis que 86 avaient un âge < 15ans soit un pourcentage de 7%.

La moyenne d'âge calculée statistiquement est de 37,62 ans.

On remarquera une prédominance adulte.

1.2.Variation de la prévalence selon le sexe :

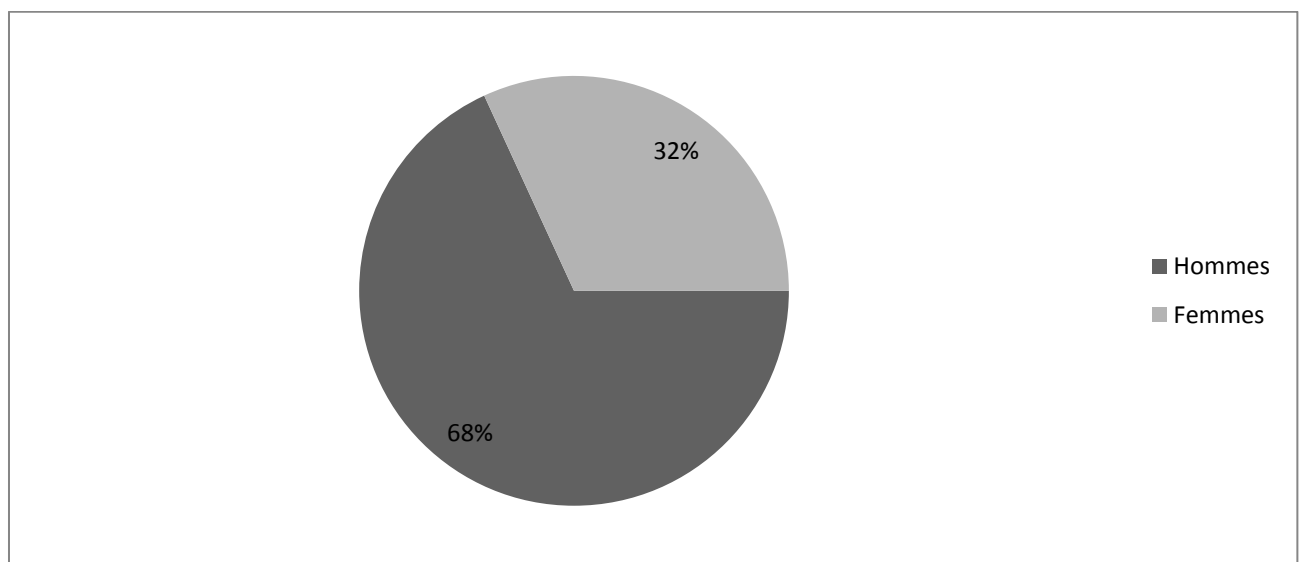


Figure 46 : Fréquence des sujets examinés selon le sexe.

Parmi les 1271 sujets traités durant notre étude 866 étaient des hommes soit un pourcentage 68% tandis que 405 étaient des femmes soit un pourcentage de 32%, avec un sexe ratio Femmes / hommes (F/H) de 0,46.

1.3. Répartition selon le statut hospitalier :

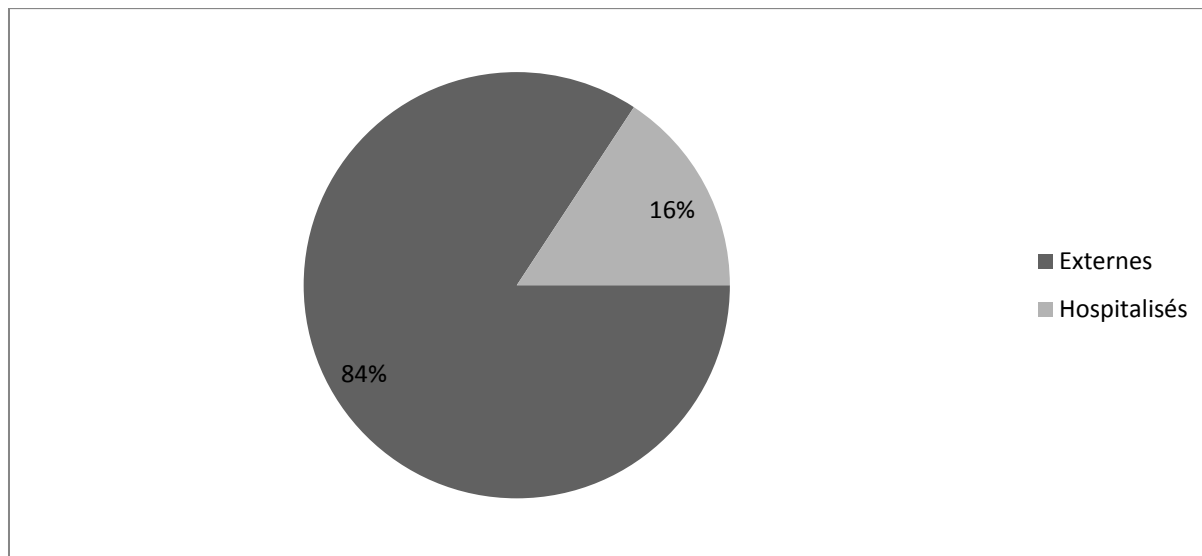


Figure 47 : Répartition des patients selon le statut hospitalier.

Notre travail porte sur un échantillon de 1271 patients dont 1071 malades externes soit un pourcentage de 84% et 200 malades hospitalisés à l'hôpital de Tizi Ouzou soit un pourcentage de 16%.

1.4. Répartition par services :

Les EPS réalisés pour les patients hospitalisés (200 patients) proviennent de différents services au niveau de l'hôpital de Tizi Ouzou.

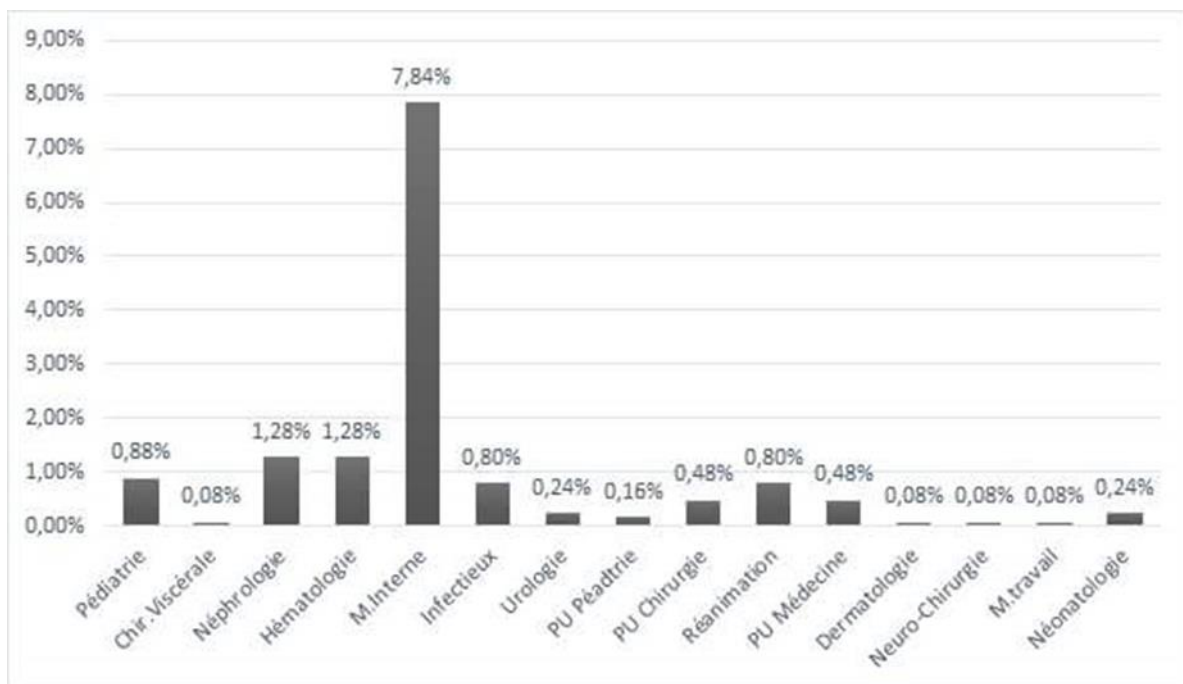


Figure 48 : Origine et fréquence des prélèvements selon les services hospitaliers.

Nous notons une prédominance des cas en provenance du service : de Médecine interne avec un pourcentage de 7.84%, viennent ensuite les services de Néphrologie et Hématologie avec un pourcentage de 1.28% et viennent en dernière position avec des pourcentages égaux (0.08%) les services : Dermatologie, Neurochirurgie et Médecine de travail.

1.5. Evolution mensuelle des examens parasitologique des selles :

Durant la période d'étude, l'exploitation des données mois par mois montre les résultats suivants :

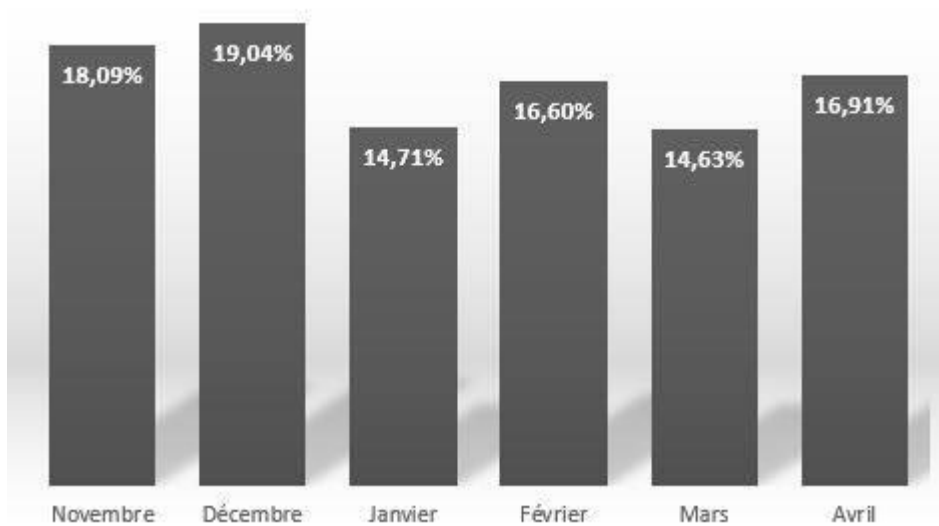


Figure 49 : Evolution mensuelle des examens parasitologique des selles.

Nous notons durant notre période d'étude de 6 mois une variation qui n'est pas très significative des EPS enregistrés.

Durant les mois Novembre, Décembre et Avril il a été enregistré le nombre d'EPS le plus élevé avec 18.09%, 19.04% et 16.91% respectivement.

1.6. Nombre de cas positifs et négatifs :

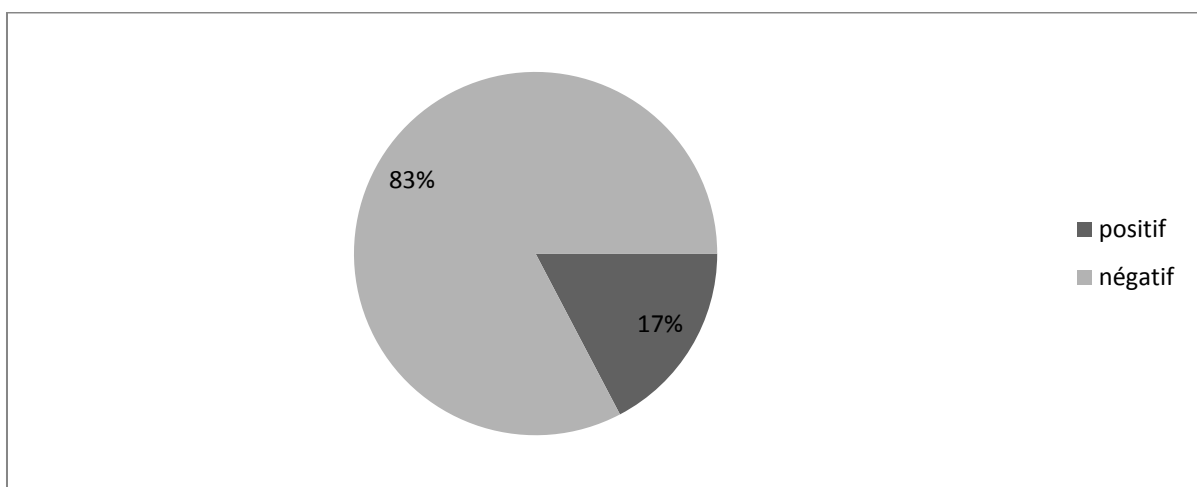


Figure 50 : Proportion des cas positifs et négatifs.

Parmi les 1271 sujets examinés pour notre étude des parasitoses intestinales, 220 ont été reconnus parasités portant un ou plusieurs parasites, soit un taux d'infestation de 17%.

2. Etude des cas positifs :

2.1 Selon l'âge :

Parmi les 1185 patients dont la tranche d'âge était entre 15ans et 75ans (adultes), 191 sont parasités soit un pourcentage de 16.11%.

Parmi les 86 patients qui appartiennent à la tranche d'âge de moins de 15ans (enfants), 29 sont parasités soit un pourcentage de 33.72%.

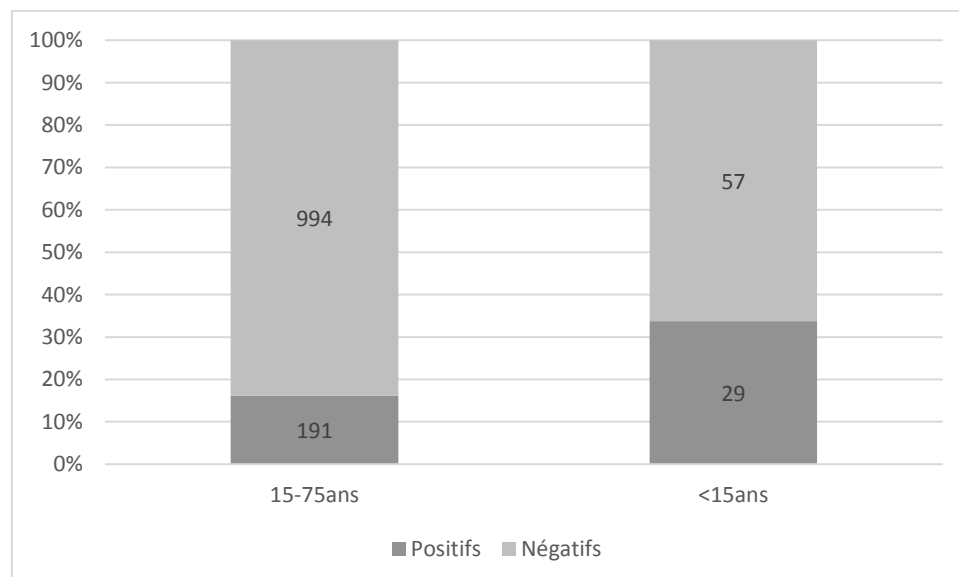


Figure 51 : Répartition des cas positifs et négatif selon l'âge.

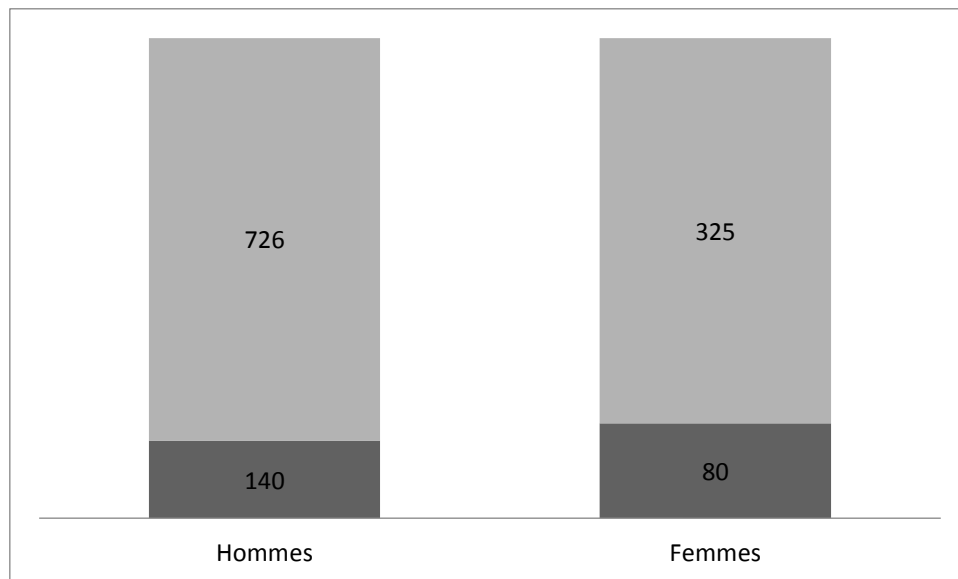
2.2 Selon de sexe :

Figure 52 : Répartition des cas positifs et négatif selon l'effectif globale des hommes et des femmes.

Dans les deux catégories 140 des patients de sexe masculin étaient parasités soit 16.16% de l'effectif global des hommes, tandis que 80 des patients de sexe féminin étaient parasités soit un pourcentage de 19.75% de l'effectif globale des femmes.

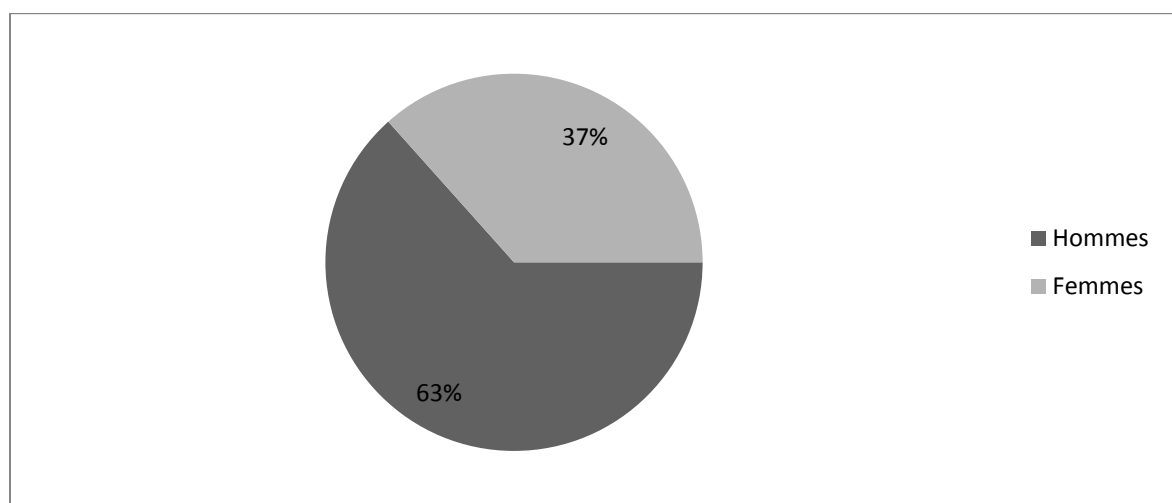


Figure 53 : Fréquence des cas positifs selon le sexe.

Parmi les 220 cas positifs 140 étaient de sexe masculin soit un pourcentage de 63% et 80 sont de sexe féminin soit un pourcentage de 37%.

2.3. Selon le statut hospitalier :

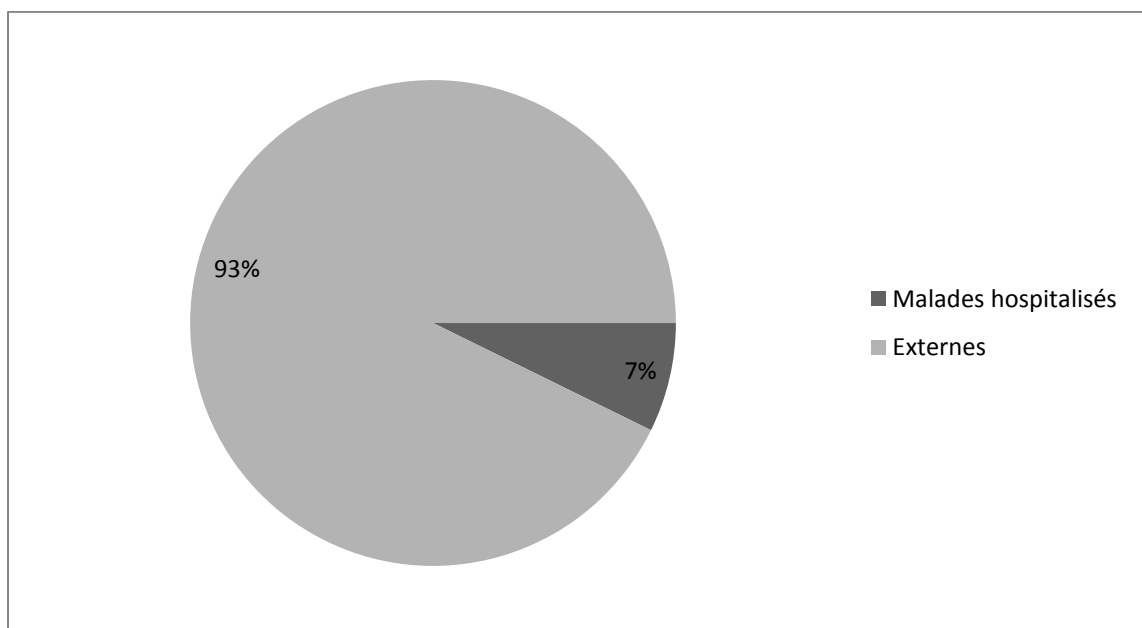


Figure 54 : Fréquence des cas positifs selon le statut hospitalier.

Sur 220 patients parasités seulement 16 sont hospitalisés soit un pourcentage de 7% et 20 sont des patients externes soit un pourcentage de 93%.

2.4. Selon les services hospitaliers :

Sur les 15 services hospitaliers enregistrés seulement 8 ont enregistrés des cas positifs.

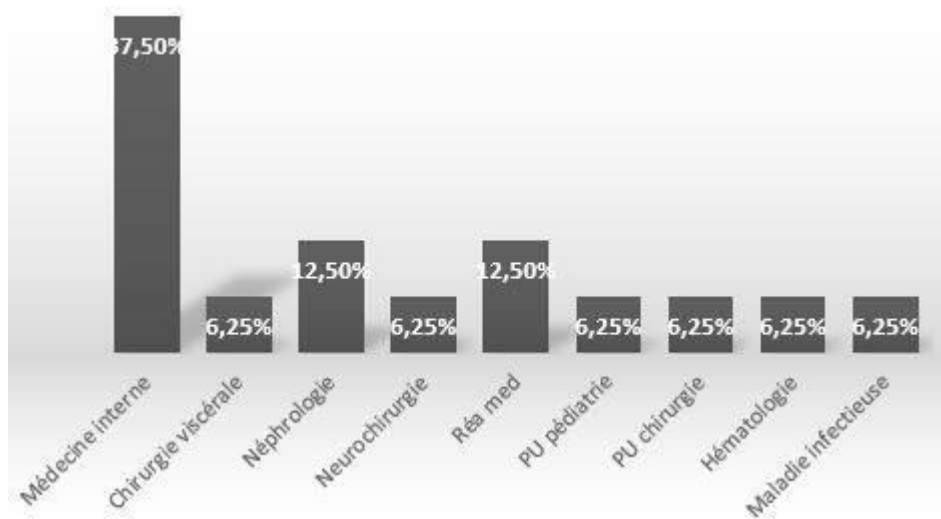


Figure 55 : Répartition des cas positifs selon les services hospitaliers.

On remarque que le nombre le plus élevé est enregistré au niveau du service de Médecine interne avec 6 patients positifs soit un pourcentage de 37% par rapport au nombre total de cas positifs enregistrés au niveau des différents services.

2.5. Evolution mensuelle des cas positifs :

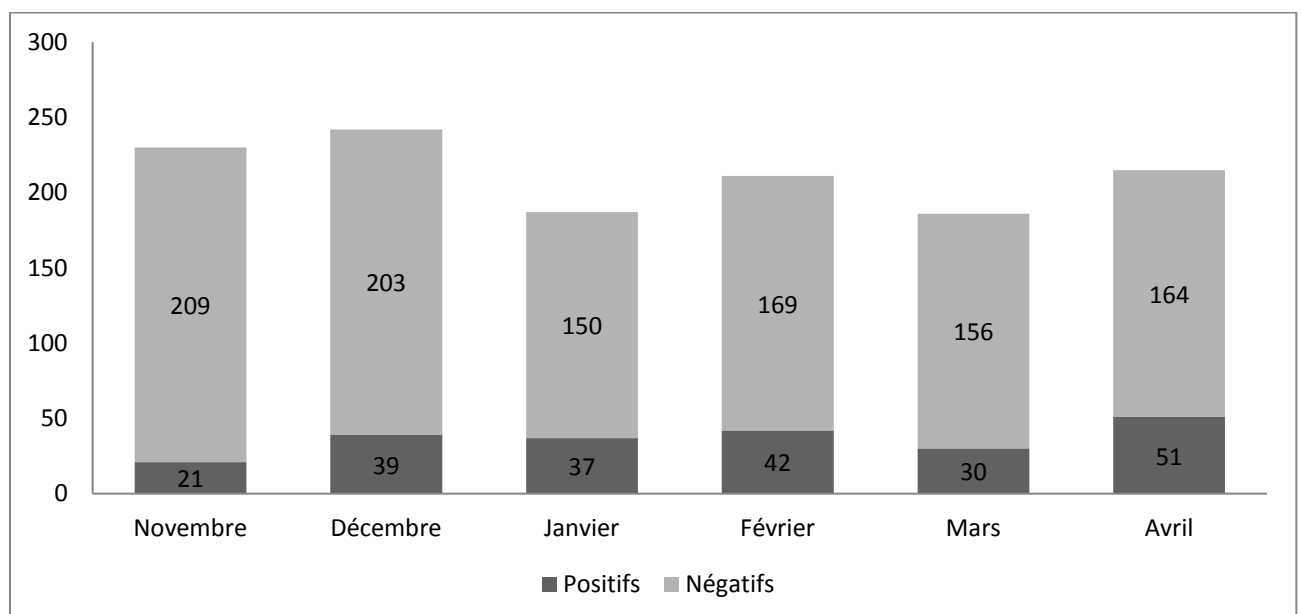


Figure 56 : Répartition mensuelle des cas positifs et négatifs

Le nombre de cas positifs le plus élevé a été enregistré durant le mois d'Avril avec 51 cas positifs. Tandis que durant le mois de Novembre il a été enregistré le nombre le moins élevé avec 21 cas positifs.

2.6. Répartition selon les espèces de parasites :

Les 220 cas positifs sont porteurs d'une ou plusieurs espèces de parasites et nous avons procédé à la répartition en fonction de ces espèces retrouvées.

2.6.1 Répartition globale selon les classes parasitaires :

L'identification systématique des espèces parasites chez les adultes et les enfants montre la présence des Protozoaires et des Helminthes.

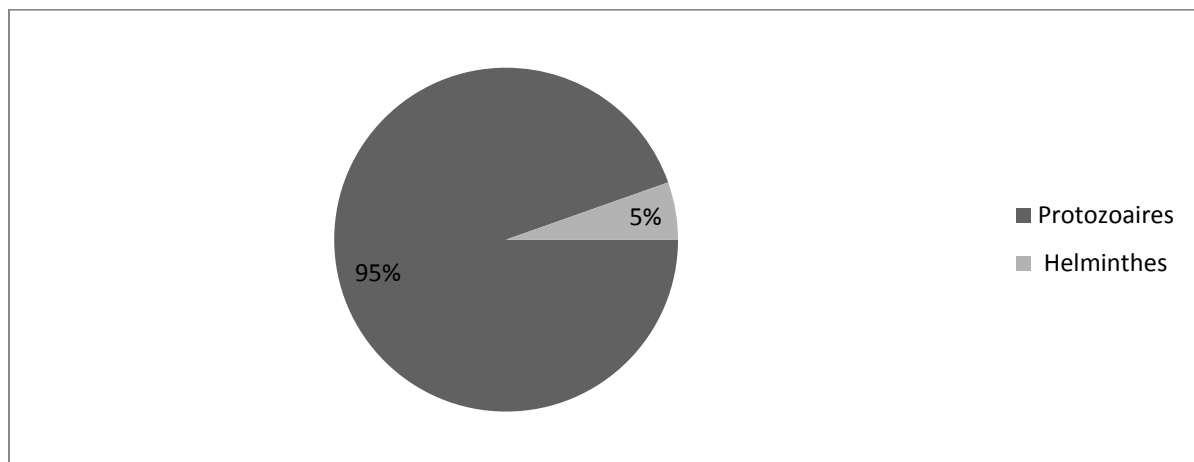


Figure 57 : Fréquence des Protozoaires et Helminthes

On remarque une prédominance de l'infection par les Protozoaires avec un taux de 95% contre 5% pour les Helminthes.

2.6.2. Fréquence des espèces de Protozoaires et d'Helminthes :

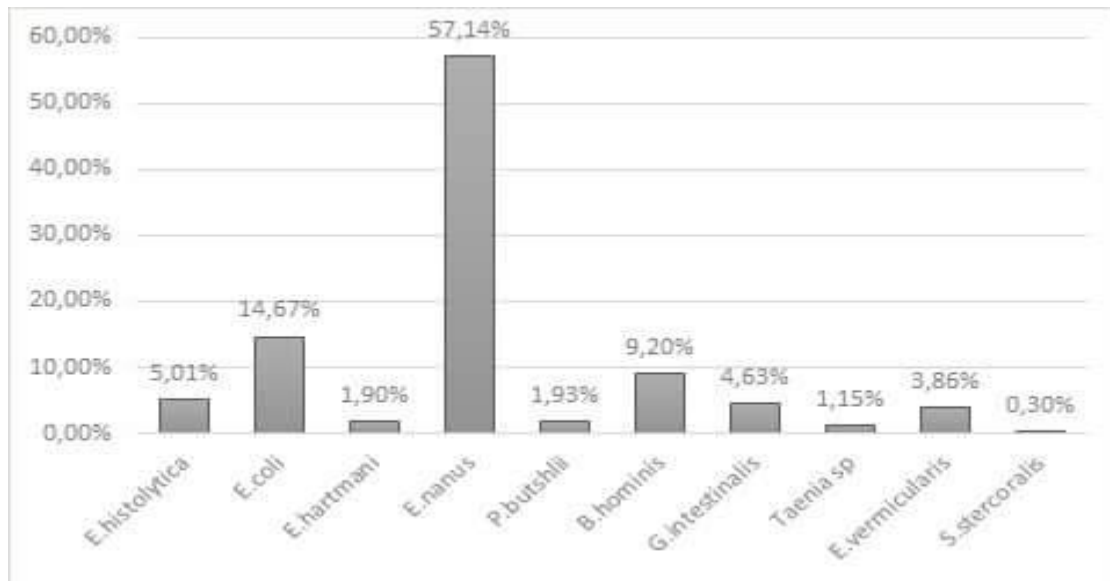


Figure 58 : Fréquence et répartition selon les espèces parasites rencontrées.

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

Pour les Protozoaires l'espèce la plus fréquente est *Endolimax nanus* avec un pourcentage de 57.14% et pour les Helminthes l'espèce la plus fréquente est *Enterobius vermicularis* avec un pourcentage de 3.86%.

Les figures des espèces retrouvées sont aux pages : de 78 à 83.

2.6.3. Fréquence de polyparasitisme :

Sur les 220 patients parasités nombreux étaient ceux qui étaient infectés par plusieurs parasites (polyparasitismes de 2 à 3 espèces parasites différentes).

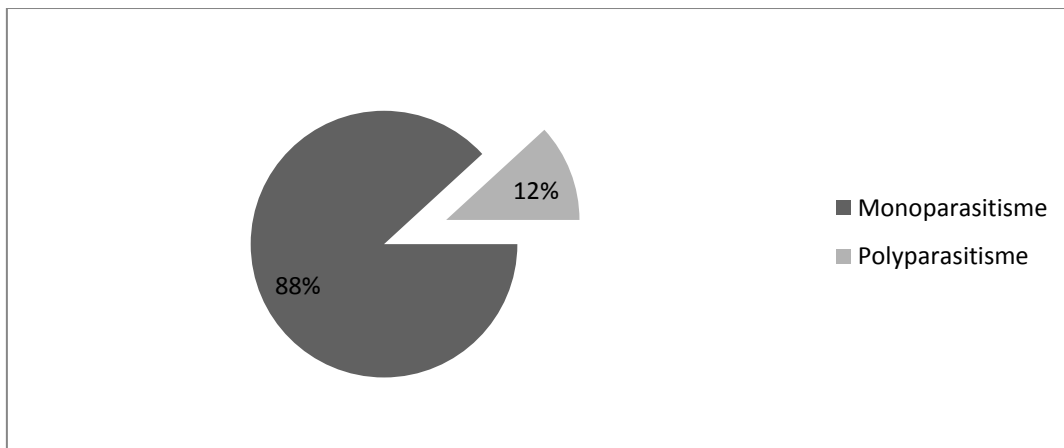


Figure 59 : Fréquence de mono et polyparasitisme.

Nous constatons que sur les 220 patients positifs, 26 présentent un polyparasitisme avec un pourcentage de 12%, et 194 présentent un monoparasitisme soit un pourcentage de 88%.

3. Etude des parasites selon les techniques utilisées :

3.1. Répartition selon les résultats de l'examen direct et de la technique de Ritchie :

| | Nombre |
|--|--------|
| Examen direct positif | 218 |
| Examen direct négatif et Ritchie positif | 2 |
| Ritchie positif | 220 |

Tableau 10 : Répartition selon les résultats de l'examen direct et Ritchie.

Nous remarquons que la technique de Ritchie a corrigée deux fois les résultats de l'examen direct qui a donné un résultat négatif alors que Ritchie a montré la présence de parasite.

3.2. Technique de concentration (kato katz / willis) :

Nous avons traité 81 selles solides par la technique de kato katz et 20 selles liquides par la technique de willis.

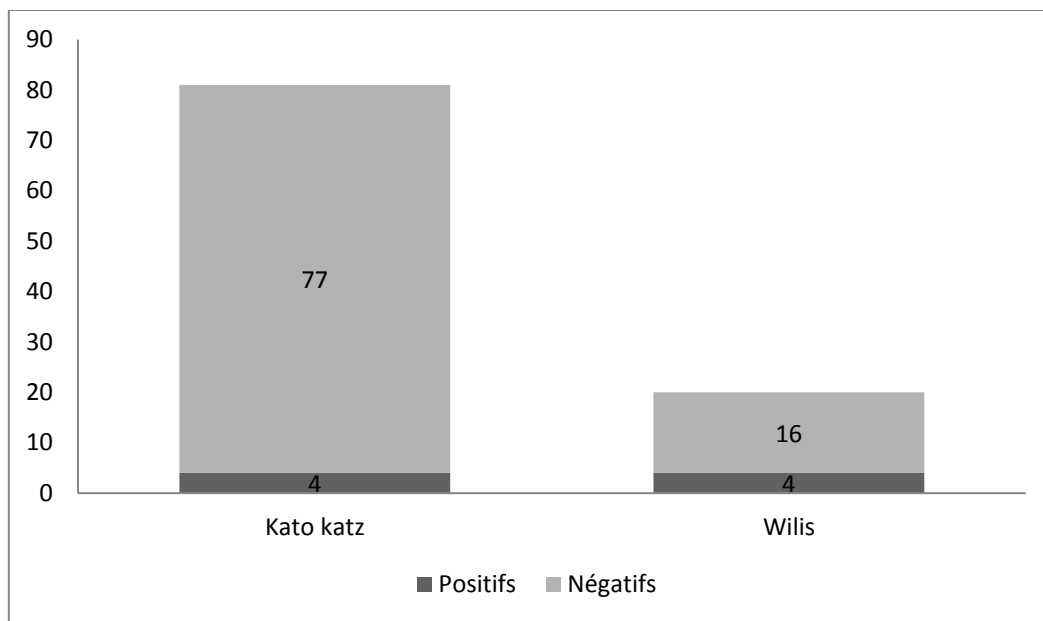


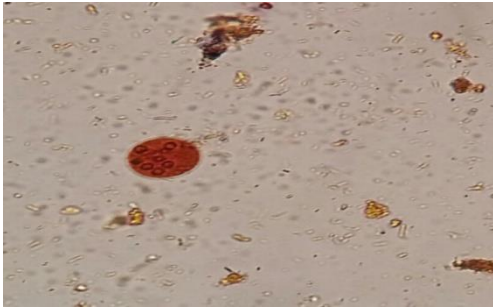
Figure 60 : Répartition des cas positifs et négatifs.

Nous avons reçu 81 selles solides dont 4 étaient positives et 20 selles liquides dont 4 étaient positives.

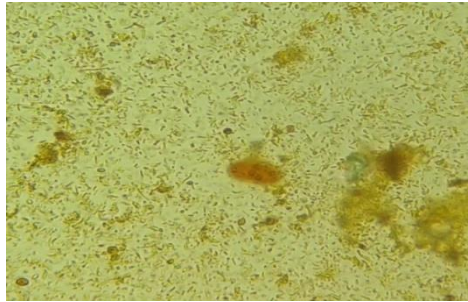
3.4. Répartition selon la technique de coloration utilisée (Ziehl-Neelsen modifiée) :

Durant notre étude nous avons utilisé la coloration de Ziehl-Neelsen pour les patients hospitalisés et les sujets immunodéprimés physiologiques (sujets âgés, enfants) et des sujets sidéens (4 prélèvements du service infectieux ont été envoyés pour suspicion d'opportunistes).

Sur 1271 selles reçus 69 ont fait l'objet d'une coloration de Ziehl-Neelsen modifiée aucune n'a donné un résultat positif.



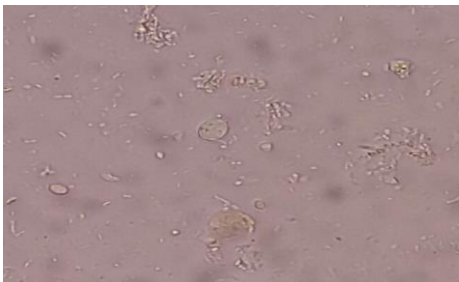
Kyste à 8 noyaux visibles au lugol, G x40.



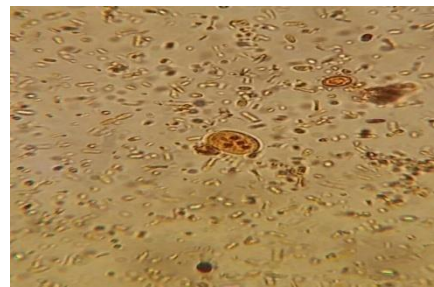
Kyste forme ovulaire au lugol, G x 40.



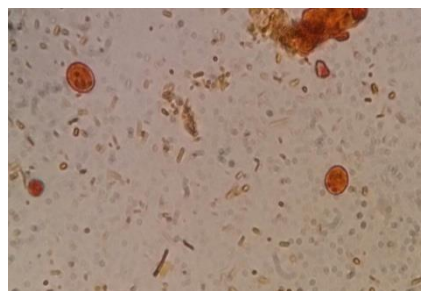
Kyste à 6 noyaux à l'état frais, G x40.

Figure 61 : *Entamoeba coli*.

Forme kystique à l'état frais, G x 40.



Forme kystique au lugol, G x 100.



Deux kystes après une méthode de concentration (Ritchie) au lugol, G x100.

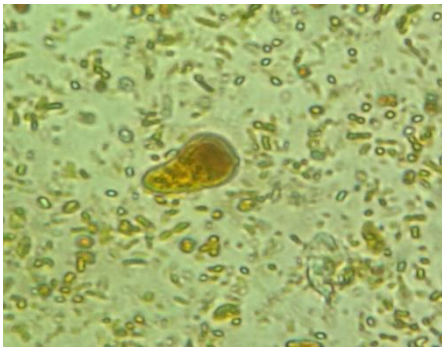
Figure 62 : *Endolimax nanus*.



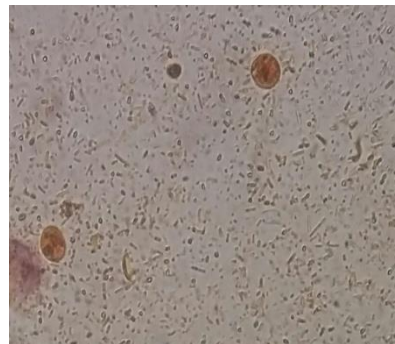
Forme kystique à l'état frais, G x 40.



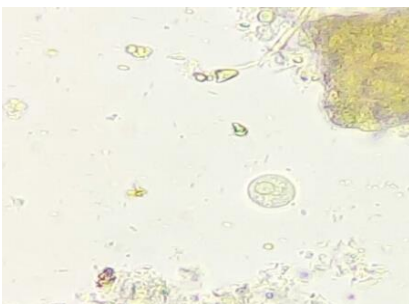
Forme kystique au lugol, G x 40.



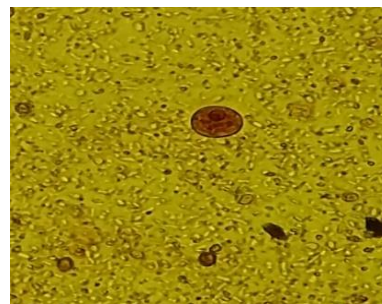
Kyste forme piriforme G x 40.



Deux kystes après la technique de Ritchie, G x 40.

Figure 63: *Pseudolimax butshlii*.

Forme kystique immature, G x 40.



Forme kystique immature au lugol, G x 40.

Figure 64 : *Entamoeba histolytica /dispar*.



Forme kystique au lugol,G x 40.



Forme kystique,G x 40.

Figure 65 : *Giardia intestinalis*.



Forme kystique au lugol,G x 40.



Forme kystique à l'état frais G x 40.

Figure 66 : *Blastocystis hominis*.



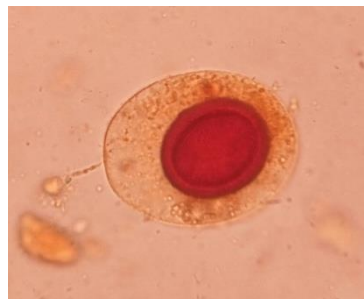
Anneau observé à l'œil nu.



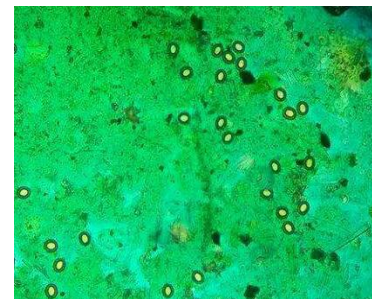
Anneau observé sous la loupe.

Après éclaircissement par
KOH.

Embryophore, G x 40.



Œuf au lugol, G x 40.

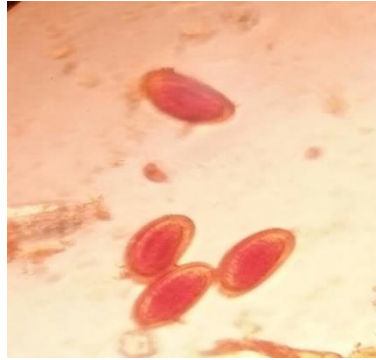
Œufs après la technique
De kato katz, G x 10.Embryophore après la technique
De kato katz, G x 40.Embryophore après la
technique de kato katz, Gx100.

Emryophore par Willis, Gx40

Figure 67 : *Taenia saginata*.



Œufs, G x 40.



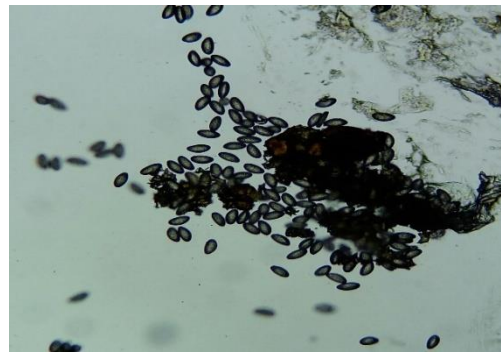
Œufs au lugol, G x 40.



Œufs embryonnés
au scotch test, G x 40.

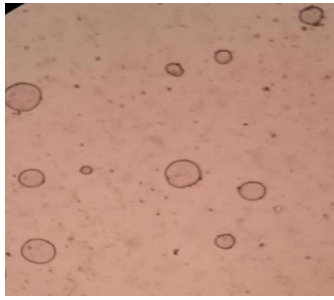


Œuf embryonné au kato katz ,G x 100.

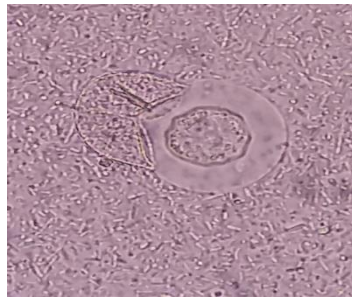


Œufs après éclatement d'un adulte
Colorés à l'encre de chine, G x 10.

Figure 68 : *Enterobius vermicularis*.



Bulles d'air.



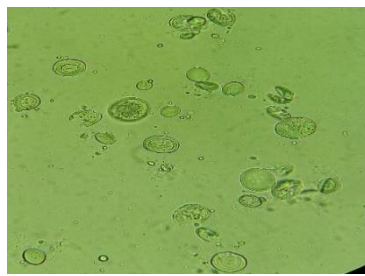
Spore végétale.



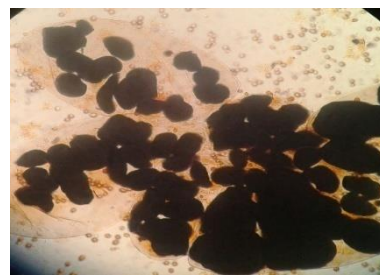
Poil végétal.



Grain de pollen.



Graines d'huile.



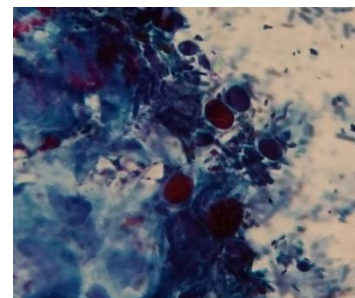
Grains d'amidon.



Globules blancs.



Globules rouges.



Levures au Ziehl Neelsen.

Figure 69 : Eléments non parasitaires.

Chapitre III :

Discussion

Chapitre III : Discussion

Notre étude menée au niveau du Laboratoire de Parasitologie Mycologie du C.H.U Tizi Ouzou a pour objectif essentiel de déterminer le taux de prévalence des parasitoses intestinales dans la région. Cependant les méthodes que nous avons utilisées comportent des limites. En effet, durant notre période d'étude on n'a pas pu retrouver de formes végétatives de Protozoaires car le délai d'acheminement des prélèvements de selles n'était pas respecté (30 minutes). Ceci constitue un facteur de sous-estimation des taux que nous avons trouvés.

Par manque de réactifs, nous n'avons pas pu utiliser beaucoup de méthodes pour approfondir notre étude. Citons par exemple la technique de Kato Katz où par manque de Cellophane adhésive fournie par l'OMS on a eu recours au scotch écolier qui a par ailleurs donné de bons résultats.

Notre étude statistique pouvait être plus explicite qu'elle ne l'est ceci s'explique par le fait que la fiche de renseignements que nous avons établis au niveau du service n'était pas toujours bien remplie il y avait un manque de données ; par exemple, l'âge qui est un paramètre important n'a pas toujours été respecté ce qui a fait que nous n'avons pas pu détailler ce paramètre.

La comparaison de nos résultats avec ceux de la littérature a permis l'identification des parasites de l'intestin humain et la mise en évidence des relations du parasitisme intestinal avec divers paramètres tels que l'âge et le sexe des patients et la détermination des espèces parasites et leur proportion relative.

Nos résultats de la prévalence globale des consultants en fonction de l'âge concordent avec les résultats observés à Oran par Bekouch. Z et al [97], en effet 71.15% des consultants étaient des adultes et 28.84% étaient des enfants.

Ceci pourrait s'expliquer par le fait que les échantillons reçus au niveau du Laboratoire de Parasitologie Mycologie étaient dans la plupart des contrôles sanitaires pour des travailleurs donc des adultes.

Dans notre étude les cas positifs sont retrouvés beaucoup plus chez les enfants (33.72%) que les (16.11%) ce qui correspond aux résultats obtenus au Maroc par EL Guamri et al (2011) au centre hospitalier de Kenitra (Maroc) [98] où les enfants représentaient 80.03% et les adultes 19.97%.

Ils sont par contre opposés à ceux rapportés au niveau de C.H.U d'Oran par Benouis Amina (2012) [96]. En effet il y a une prédominance des adultes avec 71.15% de cas positifs.

Pour ce qui est de la prévalence globale en fonction du sexe on remarque une prédominance masculine durant toute la durée de notre étude contrairement aux résultats enregistrés à Oran par Benouis Amina [96] qui étaient à des proportions égales (nombre de patients hommes =509 et nombre de patients femmes =533).

Les pourcentages des hommes et les femmes parasitées sont largement inférieurs à ceux rapportés à Ouagadougou- Burkina Faso par Somda .M (1999) [99], 95,4% de l'effectif des femmes étaient parasitées et 94,3% de l'effectif des hommes étaient parasitées. Et aussi inférieurs à ceux observés au Maroc par Elqaj .M et al (2009) [100]. En effet 66,3% de l'effectif des hommes étaient parasités et 70% des femmes étaient parasitées.

Les sujets externes sont beaucoup plus nombreux que ceux hospitalisés et donc 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 augmente les frais et les dépenses hospitalières, et que les patients hospitalisés sont déjà là pour d'autres soucis de santé et effectuent leurs EPS en cas de signes cliniques évocateurs et pour donner un diagnostic complet approfondi.

Pour les patients hospitalisés le pourcentage et le nombre de cas positifs les plus élevés proviennent du service de Médecine interne et cela pourrait être expliqué par le fait que ce service prenait en charge les patients souffrants de troubles digestifs vu que le C.H.U de Tizi Ouzou ne disposait pas de service de Gastro-entérologie.

Quant aux services de Néphrologie et Hématologie les patients qui y sont hospitalisés présentent un terrain d'immunodépression, les exposant éventuellement aux parasitoses intestinales d'où l'intérêt de prescrire un EPS.

Evolution mensuelle des parasitoses intestinales montre une concordance des résultats avec ceux obtenus à Oran par Benouis Amina [96] en effet elle a enregistré un nombre le plus élevé pendant la saison du printemps (mois de Mai) et le nombre le moins élevé en hiver (mois de Décembre). Ceci est expliqué par le fait que les conditions climatiques en saison printanière (température ambiante) sont favorables pour le développement biologique des parasites intestinaux.

Les résultats concernant la prévalence des parasitoses intestinales sont légèrement inférieurs aux résultats rapportés par l'étude menée au niveau du C.H.U Oran par Benouis Amina (2012) [96] (17% contre 19,96%). Et aussi inférieur à ceux rapporté dans la région de Sfax en Tunisie par Cheikhrouhou et al (2009) [101] (17% contre 26,6%).

En revanche ce pourcentage (17%) est largement supérieur à celui observé dans la région de Guadeloupe Nicolas et al (2006) [102] (6,7%).

Ceci est expliqué par le fait que le niveau de vie et les conditions sanitaires en Guadeloupe sont meilleurs par rapport aux conditions au niveau de la ville de Tizi Ouzou.

Quant à la comparaison par rapport à la ville de Sfax Tunisie les conditions sont peut-être plus précaires et défavorables par rapport à notre ville « Tizi Ouzou ».

L'identification systématique des parasites intestinaux chez les adultes et enfants montre la présence d'espèces appartenant aux groupes de Protozoaires et d'Helminthes.

Nos résultats sont similaires à ceux rapportés au C.H.U d'Oran par Benouis [96] (95.70 %) pour les Protozoaires contre (4.30%) pour les Helminthes.

Ils sont par contre opposés à ceux observés en Guadeloupe par Nicolas et al [102] avec une prédominance des Helminthes avec un taux de (72.3%) contre (27.7%) pour les Protozoaires.

Nos résultats sont proches de ceux observés à Sfax en Tunisie par Cheikhrouhou et al (2009) [101], avec 96,5% pour les Protozoaires et 3,5% pour les Helminthes.

Nous constatons qu'à Tizi Ouzou, Oran et Sfax les Protozoaires intestinaux prédominent, ces espèces parasites sont transmises sous forme kystique par l'intermédiaire essentiellement de l'eau de boissons consommée sans traitement préalable (la majorité de la population consomment l'eau de robinet) et par les crudités mal lavées (fruits, légumes...).

Par ailleurs la prédominance des Helminthes en Guadeloupe est due aux conditions climatiques de cette zone géographique qui sont favorables au développement du cycle biologique de ces espèces.

Plusieurs espèces parasitaires ont été retrouvées durant notre étude. En comparant nos résultats avec les données de la littérature on observe que nos pourcentages sont supérieurs à ceux observés dans la région Kenitra du Maroc par Mouna Elqaj [100] par rapport à *Entamoeba coli* (9.2%), *Entamoeba histolytica/ dispar* (1.84%) et *Pseudolimax butshlii* (1.84%) et inférieur par rapport à *Blastocystis hominis* (56.44%), *Giardia intestinalis* (19%) et *Enterobius vermicularis* (5.52%), avec présence d'autres espèces absentes chez nous *Trichuris trichiura* (3.07%), *Hymenolepis nana* (2.45%) et *Ascaris lumbricoides* (1.23%).

Ils sont inférieurs à ceux observés dans la région de Dakar (Senegal) par Aminata Ndiaye (2006) [103] par rapport à *Entamoeba coli* (23.76%), *Giardia intestinalis* (20.80%) et *Strongyloides*

stercolaris (1%), avec présence d'autres espèces absentes chez nous *Trichuris trichiura* (28.20) et *Ascaris lumbricoides* (25.74%).

Au cours de notre étude, diverses modalités de parasitisme sont observées avec un taux de monoparasitisme (88 %) supérieur au polyparasitisme (12%). Ces résultats concordent avec ceux des travaux à l'hôpital de Kenitra Maroc d'El Guamri *et al* [98] rapportant 89,27% de monoparasitisme et 10,23% de polyparasitisme.

Conclusion

Conclusion générale et recommandations

Les parasitoses intestinales humaines demeurent un problème de santé non négligeable, l'accroissement permanent de ce type de parasitisme chez la population mondiale et l'absence de données dans la région de Tizi Ouzou, nous a conduit à rechercher et à évaluer la prévalence de ces affections parasitaires.

L'objectif de cette étude est de déterminer le taux de prévalence de parasitoses intestinales dans la région de Tizi Ouzou. Les résultats de cette étude ont pour but de développer des mesures destinées à limiter l'extension de ces affections. Les méthodes utilisées permettent de mettre en évidence toutes les formes parasitaires pour une meilleure confirmation du diagnostic.

Nous avons réalisé une étude au laboratoire de Parasitologie et Mycologie du C.H.U de Tizi Ouzou durant 6 mois (Novembre 2016-Avril 2017), l'ensemble des prélèvements ayant fait l'objet proviennent de la région de Tizi Ouzou.

L'étude s'est portée sur 1271 patients ayant fait objet d'un examen des selles, parmi eux 220 présentaient une parasitose intestinale, ce qui correspond à une prévalence de 17%.

L'infestation notée pour le sexe masculin semble plus élevée que celle notée pour le sexe féminin avec un sexe ratio (F/H) de 0.46.

Pour les patients hospitalisés le service de Médecine interne a enregistré le plus de cas positifs.

Les espèces parasitaires retrouvées quasi totalement représentés par les Protozoaires avec 95% : *Enodalimax nanus* 57.16% (l'espèce la plus fréquente) suivie d'*Entamoeba coli* 14.67% et *Blastocytis hominis* 9.20%. Les Helminthes représentent 5% avec *Enterobius vermicularis* en première position 3.86%.

Conclusion

Ces parasites sont retrouvés seuls avec un pourcentage de 88% (monoparasitisme) ou en association avec un pourcentage de 12% (polyparasitisme).

Le portage parasitaire intestinal était modéré dans notre série. Le niveau d'hygiène oro fécal serait moyen dans notre population, il reste beaucoup à faire pour améliorer d'avantage ce niveau.

Notre étude a montré la nécessité de mettre en place des mesures de prévention collective et individuelle, conscientiser par l'éducation sanitaire et orienter les efforts vers le dépistage des sujets porteurs de parasites et les traiter, c'est la racine de la prophylaxie des parasitoses intestinales.

Références bibliographiques

Références bibliographiques

- [1]-Nicolas X, Chevalier B, Simon F, Klotz F,- Traitement des Parasitoses Intestinales (amibiases et mycoses exclues). *EncyclMedChir* (Elsevier, Paris), 2001, (60): 1-13.
- [2]- Cook GC.- Gastrointestinal Helminth Infection. *Transaction of the Royal Society of Tropical Medicine and Hygiene* (1986), (80): 675-685.
- [3]-Bouchaud O. et Aumaitre H- Diagnostic et Traitement des Parasitoses Intestinales Digestives (sauf amibiases) *EncyclMedChir* (Elsevier, Paris), 1999, (40) : 1-12.
- [4]-Santiso R. - Effects of Chronic parasitosis on woman's health. *International Journal of Gynecology & Obstetrics* (1997), (58) : 129-136.
- [5]-Coudert. P, Drayfuss. G.- *Biologie Cycles Parasitaires. Actualités Pharmaceutiques n°500* Nov 2010.
- [6]-Bourée P., Lançon A., Rosende. P.- Parasitoses Intestinales Emergentes. *Revue Francophone des Laboratoires*. Fev 2008, (399): 23-28.
- [7]-Keiser. J. & Utzinger. J. The drugs we have and the drugs we need against major helminth infections. *Advances in Parasitology*, 2010. (73): 197-230.
- [8]-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.
- [9]- Association Française des Enseignants de Parasitologie et Mycologie Médicale ANOFEL, 2014.
- [10]-Viviane Guillaume, *Parasitologie Auto Evaluation Manipulations, Fiches Pratiques ; Bruxelles, Edition De Boeck Université, 2007.*
- [11]- Thierry. A, Hennequin.C ,Paugam. A, *Parasitologie et Médecine Tropicale*,Edition VIGOT, 1994.
- [12]- OMS, Organisation mondiale de la santé, 1996.
- [13]- Mehlhorn H. - *Springer Encyclopedia of Parasitology*. Third edition, Vol 2, 2008, p 1592.
- [14]- Grassi, An experimental study of *Entamoeba muris*,;* its morphology, affinities and host-parasite relationship. 1879.
- [15]- Cours de Rhizopodes “Amibes et Amibiase” élaboré par : Dr Allouache. B, 30 Mars 2010.
-

Références bibliographiques

- [16]- Trica L. Royer et al, *Entamoeba bangladeshi*, Bangladesh, Emerg Infect Dis, sept 2012 ; 18 (9) : 1543- 45.
- [17]- Brumpt E., Neneu-Lemaire M., Langeron M.- Annales de parasitologie humaine et comparée. Masson et C Editeurs, Tome 1, avr 1923, p 403 et tome 2 avr 1924, p360.
- [18]- Burrows, R. B. *Entamoeba hartmanni*. 1957. Am. J. Hyg.
- [19]- Prowazek Handbuch der pathogenen Protozoen, 1912.
- [20]- P. Georges- M. Th Decaudin, Eléments de parasitologie pratique, 1970.
- [21]- Adam. R D. Biology of *Giardia lamblia*. Clin Microbio Rev, (14) : 447-75.
- [22]- Basset. D, Gaumerais. H. & Basset-Pougnet. A. Intestinal parasitoses in children of an Indian community of Bolivian altiplano. Bull Soc Pathol Exot Filiales, 1986. (79): 237-46.
- [23]- Hashimoto, T., Sanchez, L B., Shirakura, T., Muller, M. & Hasegawa, M. Secondary absence of mitochondria in *Giardia lamblia* and *Trichomonas vaginalis* revealed by valyl-trnasynthetase phylogeny. 1998. (95): 6860-5.
- [24]- Manning. G., Reiner; D S, Lauwaet. T, Dacre. M, Smith. A, Zhai. Y, Svard. S. & Gillin, F D. The minimal kinome of *Giardia lamblia* illuminates early kinase evolution and unique parasite biology. Genome Biol. 2011 (12):66.
- [25]- Conboy. G. *Giardia*. Can Vet J, 1997, (38) : 245-7
- [26]- Mok. M T, Tay. E, Sekyere. E, Glenn. WK, Bagnara. AS. & Edwards, MR. *Giardia intestinalis*: molecular characterization of UDP-N-acetylglucosamine pyrophosphorylase. Gene, 2005, (357): 73-82.
- [27]- Chatterjee. A, Carpentieri. Ratner. A. DM, Bullit, Costello E, Robbins. CE, PW. & Samuelson, J, 2010. *Giardia* cyst wall protein 1 is a lectin that binds to curled fibrils of the GalNAchomopolymer. PLoS Pathog.
- [28]- Moulinier. C, Parasitologie et Mycologie Médicales Eléments de Morphologie et de Biologie, Edition EM Inter, LAVOISIER, 2003.
- [29]- Magne. D, Chochillon. C, Savel. JG .- Giardiose à *Giardia intestinalis* et autres flagelloses intestinales. Encycl Méd Chir (Elsevier, Paris), 1997, (50) : 1-6.
- [30]- Web Site (<http://www.dpd.cdc.gov>).
- [31]- Manet et Savel J, Biologie animale. I, Cytologie. Reproduction, 1970
- [32]- Nozais JP, Datry A, Danis M. Traité de parasitologie médicale. Paris: Pradel, 1996 ; pp. 409-422.
-

Références bibliographiques

- [33]- CA Hoarf. Reservoir host and natural fosi of human protozoal infection. Acta trop.1962 19 :281- 317. Tiré du livre Epidemiologie des Maladies Parasitaires, protozooses, tome 1 Christian Ripert, 1996.
- [34]- Ripert. C, Epidémiologie des Maladies Parasitaires, tome 1, Protozooses, Edition EM Inter, France, 1996.
- [35] - Picot S., De Monbrison F.- Balantidium coli. EncyclMédChir (Elsevier Masson SAS), 2003
- [36] - F. Derouin, Laboratoire de Parasitologie-Mycologie hôpital Saint-Louis francis.derouin@sls.aphp.fr M1 Santé, Mars 2011.
- [37] - Sarfati C, Liguory O, Derouin F. Microsporidiosis. Presse Med, 2001; 30 (3): 143-7.
- [38]- 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.
- [39]- 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)
- [40]- Ortega YR, Sterling CR, Gilman RH, Cama VA, Diaz F. Cyclospora species : a new protozoan pathogen of humans. N Engl J Med 1993; (328): 1308-12.
- [41]-Ackers JP Gutcoccidia: Isospora, Cryptosporidium, Cyclospora and Sarcocystis. Semin Gastrointest Dis, 1997 ;(8) : 33-44.
- [42] -Dewitte JM 1996.
- [43] - Pelloux H.,Brenier-Pinchart MP.,Maubon D-Polycopie Parasitologie,Mycologie .DCEM 1 ,2010/2011, : 3-11,31-32,41-49.
- [44] - Laurens Weiss, Manifestation Cliniques de l'infection à VIH, Université Paris Descartes ,2010.
- [45] -Pfaff. A, Cours de Parasitologie DCEM1, Travaux Dirigés, Institut de parasitologie et Pathologie Tropicale, Année 2012-2013.
- [46] - Y.-J GOLVAN, Eléments de parasitologie médicale 3eme Edition, Edition FLAMMARION, Sablon, France, Déc 1978.
- [47]- Bouréa . P, Dahanea NC, Resended. P, Bisaroa. FE, Alireza Ensafa ; Les cestodes et leur diagnostic au laboratoire REVUE FRANCOPHONE DES LABORATOIRES - MARS 2012 - N°440 //
-

Références bibliographiques

- [48] - Bourée P.- Cestodes intestinales *Hymenolepis nana* ,*Diphyllobotrium latum*. EncyclMédChir (Elsevier Masson SAS),2003.
- [49] - Gentilini M., Duflo F ,Lagardère B., Danis M . , Richard-Lenoble D. Médecine Tropicale. 2 ème édition, Flammarion Médecine-Science, 1977, 97,100-112, 153 et 156.
- [50] - P. Jaquemin, JLJaquemin, Parasitologie Clinique, 2eme Edition, Edition MASSON et CIE,France, 1979.
- [51] -RIPERT. C, Epidémiologie des maladies parasitaires, Hélianthoses, Tome 2,Edition EM Inter, France, Aout 1998
- [52]- www.vulgaris-medical.com/encyclopedie-medicale/distomatose-hepatique/examen-medical)
- [53]- Doumenge JP, Mott KE, Cheung. C, Chapuis. O, Perrin MF.,Reaud-Thomas. G, 1987. - Atlas de la répartition mondiale des Schistosomiasés, Talence, CEGET-CNRS, Genève, OMS : 400 p.
- [54] - Cohen GN, Les Maladies Parasitaires, Annales de l'institut Pasteur/ actualité, 2000.
- [55] - Machouart. M, les helminthes, les nématodes ou némathelminthe, service de parasitologie mycologie, CHU brobois, 2010.
- [56] - Bourée P, Nozais JP. Ascaridiose In : Nozais JP, Datry A, Danis M.Traité de parasitologie médicale. Paris : Pradel, 1996 ; pp. 409-422.Mbaye PS, Wade B, Klotz F. Ascaris et ascaridiose. EMC – Maladies Infectieuses, 2003.
- [57] - Caumes JL, Chevalier B, Klotz F Oxyures et oxyuroses EMC, Maladies Infectieuses, Pédiatrie, 2002,6p.
- [58]- Makni S, Makni F, Ayadi A, Jlidi. R. L'oxyurose appendiculaire (Ann Chir) 1998; (52):668.
- [59]- Baixench M.TH., Dupouy Camet. J .-Enterobius vermicularis agent d'oxyurose . Encyclmédchir (Elsevier Masson SAS) ,2003
- [60] - Caumes, J.-A. Bronstein, F. Klotz .Trichocéphales et trichocéphalose.EMC- Maladiesinfectieuses 2005.
- [61]- Savioli , Control of soil-transmitted helminths in sub-Saharan Africa: Diagnosis, drug efficacy concerns and challenges, 2008.
- [62] - Les Hélianthoses, Institut des Sciences Médicales ALGER, place centrale de Benaknoun 2eme édition, 1984.
-

Références bibliographiques

- [63] - Iariviere M., Beauvais. B, Darouin, F. Traoré, Parasitologie Médicale, Edition Ellipses, France, 1987.
- [64] - Dr L. Rezkallah, NÉMATODOSES À TRANSMISSION TRANSCUTANÉE ANKYLOSTOMOSSES & ANGUILLULOSE, Université Saad Dahleb-Blida Faculté de Médecine Département de Médecine (Laboratoire de Parasitologie -Mycologie), 2012.
- [65] - Casaing S., Magnaval J.F.- Anguillulose. EncyclMédChir (Elsevier MassonSAS), 2003.
- [66] - Candolfi. E, Filisetti. D, Letscher. V, VILLARD. BO et Waller. J, Article intitulé : Parasitologie-Mycologie, de l'université Pasteur de Strasbourg, Institut de Parasitologie Mycologie 2007/2008.
- [67]- Nozais JP, Thellier M, Datry A, DanisM : Disseminated strongyloïdiosis. Presse Med 2001; (30): 813-8.
- [68]- Boganegra T, Espinoza L, Bridgeford P, Vasey F et al. Reactive arthritis induced by parasitic infestation. Ann Intern Med 1981; (94): 207-9.
- [69]- Forzy G, Dhondt J, Leloire O, Shayeb J et al: Reactive arthritis and Strongyloïdes. JAMA 1988 ; (259) : 2546-7.
- [70] - Jacquemin P., Jacquemin J.L. Parasitologie clinique. 3è édition. Paris:Masson, 1987.
- [71] -OMS. Importance des parasitoses intestinales en santé publique. Bulletin de l'OMS 1988; (66): 23-24.
- [72] -Guiguen. C Service parasitologie et zoologie Faculté de médecine 2, av. du Pr Léon-Bernard – CS 34317 35043 Rennes, 2012, Elsevier Masson SAS.
- [73]-Burke, JA. Giardiasis in childhood. 1975.
- [74]-Heresi G. & Cleary TG, 1997. Giardia. Pédiatrie Revue.
- [75] - Rousset. JJ Copro- Parasitologie Pratique, Intérêt et méthodologie, notions sur les parasites du tube digestif, Association Africaine de microbiologie et d'hygiène alimentaire, 1993.
- [76] -Dr Achir I, Pr Hemrioui B. La coprologie parasitaire, grand cours, institut pasteur d'Algérie 1993.
- [77] -Chabé M Coprologie Parasitaire, 4eme année option internat, 2016
- [78] - DR Haumont. G EXAMEN PARASITOLOGIQUE DES SELLES, 1995.
- [79] -Diagnostic de laboratoire de parasitoses digestives, institut des sciences médicales ALGER, 1986.
- [80] -Thivierge. K ,Méthodes de laboratoire en parasitologie intestinale, cahier de stage, 2014.
-

Références bibliographiques

- [81] -Parasitologie médicale, techniques de base pour le laboratoire, organisation mondiale de la santé OMS, GENEVE, 1993.
- [82] - Pr. Valentin A, Parasites des selles, formation continue techniciens de laboratoires, FTLPO PARASITOLOGIE, réunion du 12 mars 2009.
- [83] -Raymond R.Les étapes importantes pour la réalisation d'une coprologie parasitaire. Spectra biologie 2003, (133) :49-54.
- [84] - Radaody. K. Techniques coprologique standards en parasitologie. Biologie clinique 2007.
- [85] -Belkaid.M, Bahbou.M, Hamrioui.B, Aroua.H, Abtroun.N. Guide pratique du laboratoire de parasitologie Tome 1 : examens directs, INES en Sciences Médicales d'Alger, Fevr 1986.
- [86] - Belkaid. M, Zenaidi N, Tabet D, Hemrioui B, cours de parasitologie, Tome 2, les hélianthiases, Office des Publications Universitaires, 1992.
- [87] - Dr.Abderrahim W, Cours des 4 ème année pharmacie Mars 2017, Coproparasitologie.
- [88] - Radaody K.Techniques coprologique standards en parasitologie. Biologie Clinique 2007.
- [89]-Sapero J J, Lawless D K. The MIF stain-preservation technic for the identification of intestinal protozoa. ARM. J. Trop. Med. Hyg 1953, (2):613-619.
- [90] -Bailenger. J. Coprologie parasitaire et fonctionnelle. Drouillard Edition. Bordeaux. 4ème édition. 1982.
- [91] - Belanger J, Coprologie parasitaire et fonctionnelle. 1ère édition, Edition Drouillard, Bordeaux, 1965.
- [92] - F.Bachi, Cours de Résidanat, Coproparasitologie, Institut de Pasteur Alger, 2015.
- [93] - Mbaye PS, Wade B, Klotz F. Ascaris et ascariidose. EMC – Maladies Infectieuses 2003.
- [94] - Chevalier B, Martet G, Nicolas X, Klotz F, Article Schistosomoses : de l'encyclopédie medico chirurgicale, 2002.
- [95]-FE CBP 1016 « Information patient : recherche d'œufs d'oxyure par la méthode du "scotch test" » Site internet : http://www.sante.gouv.fr/htm/dossiers/preanalytique/parasitologie/scotch_test.htm)
- [96] - 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.
-

Références bibliographiques

[97] - Bekouch Z, Benmansour Z, Benouis A. Etude épidémiologique des parasitoses intestinales humaines au niveau du C.H.U. d'Oran. Laboratoire de Biologie du développement et de la différenciation, Faculté des sciences, Université d'Oran, Service de Parasitologie et Mycologie du C.H.U. d'Oran, Algérie, 2013.

[98] - El Guemri Y et al, Bilan de dix ans sur les parasitoses intestinales au centre hospitalier de Kénitra Maroc : 1996- 2005.

[99] - Somda .M (dit Joseph), Parasitoses intestinales en milieu scolaire et détection de *Giardia intestinalis* par PCR en temps Réel au Burkina Faso (BF). Mémoire de Master II biologie moléculaire et génétique moléculaire appliquée université de Ouagadougou .Soutenu le 3 Fev 1999.

[100] -Elqaj M et al,.Prévalence des parasitoses intestinales chez les écoliers en milieu rural Kenitra – Maroc, 2009.

[101] - Cheikhrouhou Fet al.- Parasitoses Intestinales dans la région de Sfax Tunisie : étude rétrospective, avril 2009, vol 13, N°2, p 14-18.

[102] - Nicolas M, Perez JM et Carme B. Diagnostic des parasitoses intestinales au CHU de Guadeloupe, 2006

[103] - Ndiyaé A, Thèse :Contribution à l'étude des parasitoses intestinales à l'institut de Pédiatrie Sociale de Pikine Guediawaye soutenu le 12juin 2006.

[104]- Tan. K. Blastocystis in humans and animals: new insights using modern methodologies. Vet. Parasitol, 2004.

[105]- Sullivan JT, Electronic Atlas of Parasitology, University of the incarnate word, 2000.

Références bibliographiques

Annexes

Annexe I

| S / R | Embranchement | Sous / Embranchement | Classe | Sous / classe | Ordre | Famille | Genres |
|---|----------------------------|----------------------|-------------------------|--------------------|-----------------|-------------------|---|
| P R O T O Z O A I R E | Sarcomastigophora | Sarcodina (amibes) | Lobosasida (Rhizopodea) | Lobosia | Amoebida | Entamoebidae | <i>Entamoeba</i> <i>Endolimax</i> <i>Pseudolimax</i> <i>Blastocystis</i> |
| | | Mastigophora | Zoomastigophora | | Retortamonidida | Retortamonadidae | <i>Retortamonas</i> <i>Chilomastix</i> |
| | | | | | Diplomonadida | Hexamitidae | <i>Giardia</i> |
| | | | | | | Enteromonadidae | <i>Enteromonas</i> |
| | | | | | Trichomonadida | Trichomonadidae | <i>Pentatrichomonas</i> |
| | | | Monocercomonadidae | <i>Dientamoeba</i> | | | |
| | Apicomplexa (sporozoaires) | | Sporozoea | Coccidia | Eucoccidida | Eimeriidae | <i>Isospora</i> |
| | | | | | | Cryptosporidiidae | <i>Cryptosporidium</i> |
| | Microspora | | Microsporea | | Microsporida | / | <i>Encephalotozoon</i> <i>Enterocytozoon</i> |
| | Ciliophora | | Kinetofragminophore | / | Trichostomatida | balantidae | <i>Balantidium</i> |

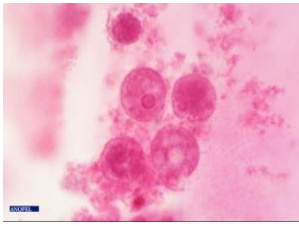
Tableau 1 : Classification des protozoaires [96].

| Sous règne | Embranchement | Classe | Sous / cl | Ordre | Famille | Genre et espèce |
|-------------|-----------------|--------------------------|-----------|-----------------|--------------------|--|
| Metazoaires | Plathelminthes | Trematoda | Digenea | Echinostomidea | Fasciolidae | <i>Fasciolopsis buski</i> |
| | | | | Opisthorchiidea | Heterophyidae | <i>Heterophyes heterophyes</i> |
| | | Cestoda | Eucestoda | Cyclophyllidea | Hymenolepidae | <i>Hymenolepis nana</i> |
| | | | | | Taeniidae | <i>Taenia saginata</i> <i>Taenia solium</i> |
| | | | | Pseudophyllidea | Diphyllobothriidae | <i>Diphyllobotrium latum</i> |
| | Nemathelminthes | Secernentea (Phasmidea) | | Ascaridida | Ascaridiidae | <i>Ascaris lumbricoides</i> |
| | | | | Oxyurida | Oxyuridae | <i>Enterobius vermicularis</i> |
| | | | | Strongylida | Ancylostomatidae | <i>Ancylostoma duodenale</i> |
| | | | | Rhabditia | Strongyloididae | <i>Strongyloides stercoralis</i> |
| | | Adenophorea (Aphasmidea) | | Enoplida | Trichuridae | <i>Trichuris trichiura</i> |

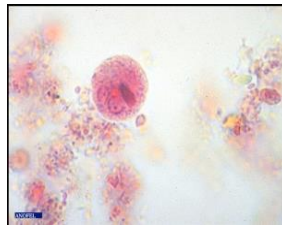
Tableau 2 : Classification des Métazoaires [96].

Annexe II

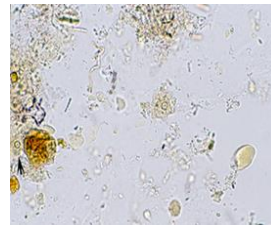
Les Protozoaires :



(A)



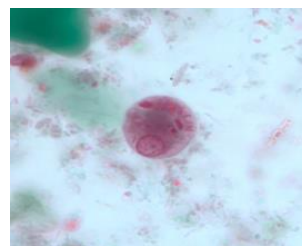
(B)



(C)



(D)



(E)

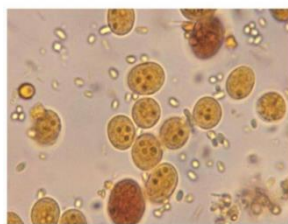
(A): *E. histolytica/dispar* -trophozoite (10-15 μ m) [9].

(B) : *E. histolytica /dispar* -kyste (MIF - 20 μ m) [9].

(C): Trophozoite d'*E. hartmanni* G x100 [9].

(D) : kyste d'*E. coli* [10].

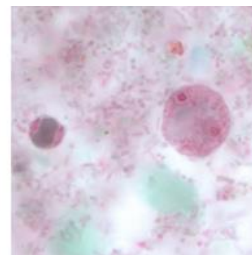
(E) : kyste d'*E. polecki* coloré au trichrome G x 100 [30].



(F)



(G)

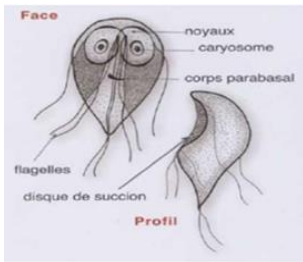


(H)

(F) : Kyste d'*Endolimax nanus* au lugol au g x40 [10].

(G) : Kystes de *Pseudolimax butschlii* GX 40 [9].

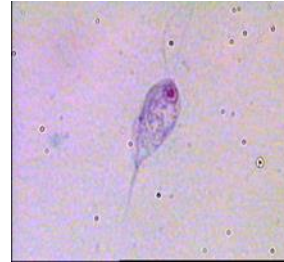
(H) : Trophozoite de *Dientamoeba fragilis* [9].



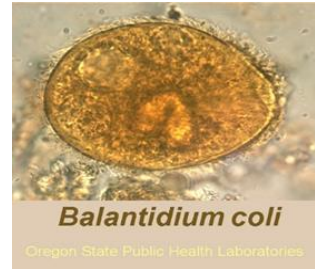
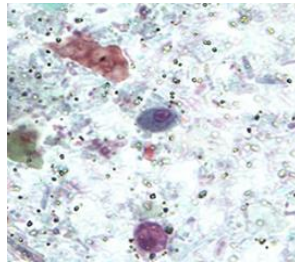
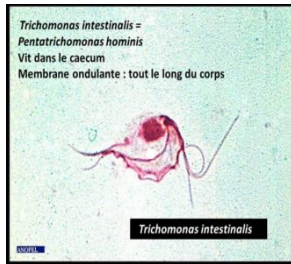
(I)



(J)



(K)



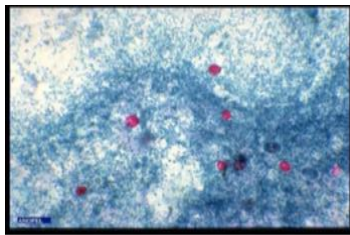
(L)

(I): Trophozoite de *Giardia intestinalis* [10]

(J): *Giardia intestinalis*–kyste (MIF 10-13 x 8 μ m) [9]

(K): Trophozoite de *Chilomastix mesnili* au G x 100 [9].

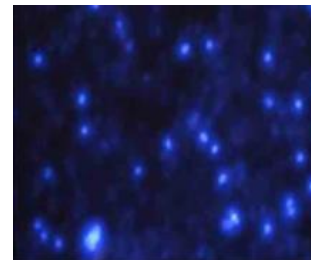
(L) : *Embdomonas intestinalis* [9].



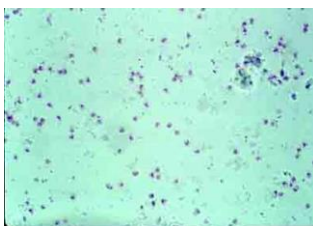
(M)



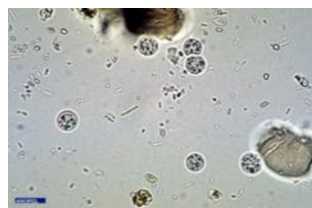
(N)



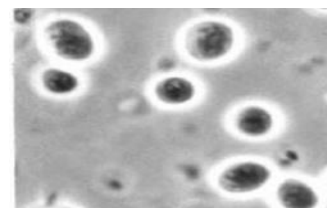
(O)



(P)



(Q)



(R)

(M) : Oocystes de *Cryptosporidium*, x400; présence de 2 sporocystes [9].

(N) : Oocyste d'*Isopora belli* coloration Ziehl Neelsen, x 1000 [9].

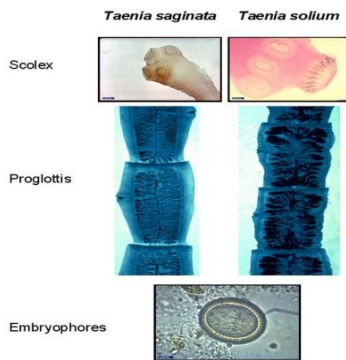
(O) : Spores de *E. bieneusi* l'Uvitex 2B,x 1000 [9]

(P): Spores de *E. bieneusi* par trichrome x 1000 [9].

(Q) : *Cyclospora cayetanensis* –Oocystes [9].

(R) : Forme kystique de *Blastocystis hominis* [104]

Les Helminthes :



(A)



(B)



(C)

(A) : Strobile de *Taenia saginata* [47].

(B) Œuf de *Dyphyllobothrium latum* [9].

(C) : *Dyphyllobothrium latum* adulte [10].



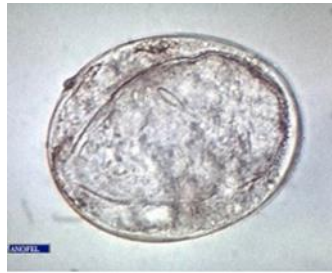
(D)



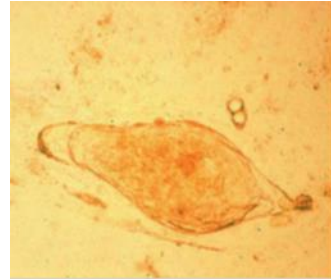
(E)



(F)



(G)



(H)

D : Œuf de *F.hepatica* [9].

E : Adule de *F.hepatica* [9].

F : Œuf de *S.mansoni*(état frais) [9].

G : Œuf de *S. intercalatum* (état Frais) [9].

H : Œuf de *S. japonicum* [9].



I



J



K



I: Œuf d'Ascaris typique [10].

J: Œuf de *Trichuris trichiura* [105].

K : Oxyure : Adulte femelle /Adulte male / Œuf [10].

Annexe III

Fiches de renseignements :

Ministère de la santé et de la réforme hospitalière
Centre Hospitalo-universitaire Nedir Mohamed de Tizi-Ouzou
Laboratoire de Microbiologie-Parasitologie

Examen demandé : Coproparasitologie Coproculture Recherche de parasites opportunistes

- Nom.....Prénom.....Age.....

- Médecin traitant.....service.....

- Signes cliniques.....

- Maladies associées.....

- Traitements antibiotique en cours.....

- Prise d'antiparasitaires en cours.....

Ministère de la santé et de la réforme hospitalière
Centre Hospitalo-universitaire Nedir Mohamed de Tizi-Ouzou
Laboratoire de Microbiologie-Parasitologie

2163 ps

Examen demandé : Coproparasitologie Coproculture Recherche de parasites opportunistes

- Nom.....Prénom Pella.....Age 68 ans.....

- Médecin traitant.....service M/12/9016 Medecin Ziti.....

- Signes cliniques.....
diarrhée glabreuse.....

- Maladies associées.....
polyarthrite rhumatoïde.....

- Traitements antibiotique en cours.....
ps d'ATB.....

- Prise d'antiparasitaires en cours.....
ps d'antiparasite.....

Résumé :

Les parasitoses intestinales constituent un problème de santé publique. Notre étude au niveau du C.H.U Tizi Ouzou vise à étudier la prévalence des parasitoses intestinales, à les identifier et d'en faire le diagnostic.

Plus de 1200 prélèvements de selles ont été reçus pendant une période de 6 mois et traités par un examen direct macroscopique et microscopique et des techniques complémentaires choisies. La prévalence des parasitoses intestinales est de 17%. Selon les groupes d'âges, les adultes parasités représentent 16.11% et les enfants 33.72%. Le sex-ratio (H/F) des sujets parasités est égal à 0,46. C'est essentiellement un parasitisme à Protozoaires avec 95% alors que les Helminthes ne représentent que 5%. Le parasite intestinal le plus retrouvé est *Endolimax nanus* 57,14%, suivi de *Entamoeba coli* 14.67% et *Blastocystis hominis* 09.2%. Statistiquement, la prédominance masculine a été observée durant toute la période d'étude. La majorité des espèces parasites répertoriées sont peu pathogènes. Leur épidémiologie est très liée à un défaut d'hygiène, ce qui expliquerait que les pays en développement soient les plus concernés.

Mots clés : Parasitoses intestinales ; Prévalence ; Protozoaires ; Helminthes ; Hygiène.

Summary:

Intestinal parasites are a public health problem. Our study at the level of the U.H. Tizi Ouzou aims to study the prevalence of intestinal parasitosis, to identify and to make the diagnosis.

More than 1200 stool samples have been received during a period of 6 months and treated by a direct examination macroscopic and microscopic and complementary techniques chosen.

The prevalence of intestinal parasitosis is 17%. According to the age groups, adults parasitized represent 16.11% and children 33.72%. The sex-ratio (H/F) of subjects parasitized is equal to 0.46. It is essentially a parasitism to protozoa with 95% whereas the helminths represent only 5%. The intestinal parasite, the more found is *Endolimax nanus* 57.14%, followed by *Entamoeba coli* 14.67% and *Blastocystis hominis* 09.2%.

Statistically, the male predominance has been observed during the entire period of study.

The majority of the parasitic species listed are little pathogens. Their epidemiology is very linked to a fault of hygiene, which would explain what developing countries are most concerned.

Key words: intestinal parasitosis; prevalence; Protozoa; Helminths; hygiene.

