

République Algérienne Démocratique et Populaire
Ministère de l'Enseignement Supérieur et de la Recherche Scientifique
Université SAAD DAHLAB de Blida 1
Faculté Des Sciences De La Nature et de la Vie
Département de Biologie des Populations et des Organismes
Laboratoire de Recherche Biotechnologies, Environnement et Santé



Mémoire de Fin D'Etudes

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

Option: Parasitologie

Thème

Prévalence des parasites digestifs chez l'homme avec quatre méthodes de diagnostic

Présenté par :

Melle SEFFAH Naima

Melle MENDJEL Saida

Soutenu le 16/09/2019, devant le jury :

Présidente	Mme DJELLOULI. N	MCB/BPO	USDB1
Examineur	Mr MEDROUH. B	Doctorant	USDB1
Promotrice	Mme TAIL. G	Pr/PBO	USDB1
CO-Promoteur	Mr ZIAM. H	MCA/BPO	USDB1
Invité	Mr TEFFAHI. D	TPM	Labo HWB

Année universitaire: 2018-2019

Remerciements

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

*En second lieu, nous remercions notre encadreur Professeur **G. Taïl** et chef d'option parasitologie pour ses précieux conseils et son aide durant toute la période du travail, sans laquelle ce mémoire n'aurait pas pu voir le jour.*

*Nous remercions également notre Co- encadrant de mémoire de fin d'étude, Docteur **H. Ziam** Maître de conférence A en parasitologie- Blida qui a accepté de diriger ce travail, on le remercie pour la pleine disponibilité, ces orientations, les pertinents conseils et pour les efforts qu'il a consenti durant la réalisation de ce mémoire.*

*Madame **N. Djellouli**, Maître de conférences B en parasitologie- Blida qui nous a fait l'honneur d'avoir acceptée de présider le jury de soutenance.*

*Monsieur **B. Medrouh**, Doctorant qui nous a fait l'honneur d'avoir accepter d'examiner ce travail, dont on est très reconnaissantes.*

*Monsieur **D. Teffahí**, technicien supérieur paramédical au laboratoire d'hygiène à Blida à qui nous adressons nos plus haute considération, gratitude et reconnaissance pour nous avoir ouvert les portes de son service pour le bon déroulement de notre stage et qui nous a beaucoup appris en y apportant son savoir et sa grande expérience, ainsi Monsieur **A. Hamida** le chef de service du laboratoire d'hygiène pour les moyens que nous a disposé pour la réalisation de notre travail.*

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

Nos vifs remerciements vont également aux personnels des laboratoires privés d'analyses médicales de Bouismail et d'Ouled Yaïch.

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

Madame H. Marhrez la directrice de primaire Belkess Kedour et le personnel de l'école primaire.

Nos sincères remerciements à H. Madji, le directeur du l'établissement hospitalier service psychiatrie Frantz-Fanon-Blida, Dr. S. Saïhi, Dr. E. Mesbah le directeur des activités de santé, le médecin Y. Moussaoui, et à toutes personnellés du l'hôpital Frantz-Fanon-Blida.

Nos chers enseignants qui nous ont pris en charge durant ces années, mes dames H. Seïghi, H. Cherif, H. Aïlane et monsieur D. Bendjoudi, nous sommes très sensibles à votre gentillesse et à votre accueil très aimable, votre culture, vos compétences professionnelles incontestables ainsi que vos qualités humaines vous valent l'admiration et le respect de tous. Veuillez croire en nos sentiments les plus respectueux.

Merci à toutes les personnes ayant suivi de près ou de loin notre travail.

DEDICACE

■ *A mes très chers parents*

Grâce à leurs tendres encouragements et leurs grands sacrifices, ils ont pu créer le climat affectueux et propice à la poursuite de mes études. Aucune dédicace ne pourrait exprimer mon respect, ma considération et mes profonds sentiments envers eux. Je prie le bon Dieu de les bénir, de veiller sur eux, en espérant qu'ils seront toujours fiers de moi.

■ *A mes adorables sœurs Fatima el zohra, Hayet et mes frères Sahnoune et Abdraouf*

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

■ *A la famille Seffah et la famille Benali*

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

■ *A ma chère binôme Saïda et toute sa famille*

Nous avons eu beaucoup d'échanges riches et intéressants qui nous ont amené à mieux connaître. Tu es gentille, sensible et pleine de vie. J'avoue que j'apprécie énormément cet adorable personnage que tu es. Je vous dédie ce travail avec tous mes vœux de bonheur et de santé.

■ *A une très chère personne Guessoum A, qui était toujours à mes côtés, merci pour ta gentillesse, ton soutien et tes encouragements durant mon chemin d'études supérieures.*

■ *A mes chères amies:*

Belhannachi Z, Belhannachi A, Belaidi Y, Mebarki A, Chelfi I, Boukersi S, Guessoum N, Hamzaoui A, Mendjel H et Mendjel A

Pour tous ces agréables et inoubliables moments passés ensemble, je vous souhaite plein succès dans votre vie professionnelle.

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

Seffah Naïma

Je dédie ce modeste travail et ma profonde gratitude à ...

■ *À ma chère mère; Bouachat Fatma*

■ *À mon père; Abd El kader*

■ *À tous mes proches de la famille Mendjel, et plus particulièrement, mes sœurs Amína et Fadhíla et mon frère Daoud Khalíl*

■ *A mon adorable binôme Naíma avec qui j'ai passée de bonnes années d'études et qui a endurée avec moi toutes les difficultés de ce travail.*

■ *À tous mes chères amies et mes collègues de l'Université de Blída*

■ *Mes professeurs qui doivent voir dans ce travail la fierté d'un savoir bien acquis*

Et à tous ce qui ont enseigné moi au long de ma vie scolaire

Mendjel Saída

TABLES DES MATIERES

Liste des figures.....	i
Liste des tableaux.....	v
Liste des abréviations.....	vi
Résumés.....	vii
Introduction.....	1

PARTIE THEORIQUE

Chapitre 1 : Parasites et parasitoses digestives.....	2
1. Définitions.....	2
2. Anatomie et physiologie de l'appareil digestif.....	2
2.1. Organes du tube digestif et structures annexes.....	2
2.2. Le fonctionnement du système digestif.....	3
3. Classification des parasites digestifs chez l'Homme.....	3
3.1. Protozoaires digestifs.....	5
3.1.1. Mastigophora (Flagellés)	5
3.1.1.1. <i>Giardia intestinalis</i>	5
3.1.1.2. <i>Trichomonas intestinalis</i>	7
3.1.1.3. <i>Chilomastix mesnili</i>	8
3.1.2. Sarcodina (Amibes)	10
3.1.2.1. Amibe pathogène.....	10
3.1.2.1.1. <i>Entamoeba histolytica</i>	10
3.1.2.2. Amibes non pathogènes.....	12
3.1.2.2.1. <i>Entamoeba coli</i>	12
3.1.2.2.2. <i>Entamoeba hartmanni</i>	13
3.1.2.2.3. <i>Endolimax nana</i>	14
3.1.2.2.4. <i>Pseudolimax butschlii</i>	14
3.1.3. Ciliophora (ciliés)	16
3.1.3.1. <i>Balantidium coli</i>	16
3.1.4. Blastocystea.....	17
3.1.4.1. <i>Blastocystis hominis</i>	17
3.2. Helminthes intestinaux.....	19
3.2.1. Plathelminthes.....	19
3.2.1.1. Cestodes.....	19

3.2.1.1.1. <i>Hymenolepis diminuta</i>	19
3.2.1.1.2. <i>Hymenolepis nana</i>	20
3.2.2. Némathelminthes.....	22
3.2.2.1. Nématodes.....	22
3.2.2.1.1. <i>Ascaris lumbricoides</i>	22
3.2.2.1.2. <i>Enterobius vermicularis</i>	24
3.2.2.1.3. <i>Trichuris trichiura</i>	26
3.2.2.1.4. <i>Trichuris vulpis</i>	28
3.2.2.1.5. <i>Strongyloides stercoralis</i>	28
• Prophylaxie.....	31

PARTIE PRATIQUE

Chapitre 2 : Matériels et Méthodes	32
1. Site d'échantillonnage.....	32
1.1. Situation géographique.....	32
1.2. Climat de Mitidja.....	32
2. Lieu de stage.....	33
3. Matériels.....	33
3.1. Echantillonnage.....	33
4. Méthodes.....	34
4.1. Examen parasitologique des selles.....	34
4.1.1. Examen macroscopique.....	35
4.1.2. Examen microscopique.....	35
4.1.2.1. Examen direct à l'état frais.....	35
4.1.2.2. Examen direct après coloration.....	36
4.1.2.3. Examen microscopique après concentration.....	36
4.1.2.3.1. Méthodes physiques.....	36
• Concentration après flottation.....	36
5. Analyse statistique.....	39
Chapitre 3 : Résultats et discussion	41
3.1. Résultats.....	41
3.1.1. Nombre total de selles traitées par technique coprologique.....	41
3.1.2. Nombre et prévalence des personnes parasitées en fonction de la technique de diagnostic.....	41

3.1.3. Répartition des parasites retrouvés.....	42
3.2. Discussion.....	53
Chapitre 4 : Conclusion	55

Références bibliographiques

Annexes

Liste des figures

Figure 1. Appareil digestif chez l'Homme	3
Figure 2. Schéma des formes végétative et kystique de <i>G. intestinalis</i>	6
Figure 3. Cycle évolutif de <i>G. intestinalis</i>	6
Figure 4. Schéma de la forme végétative (FV) de <i>T. intestinalis</i>	7
Figure 5. Cycle évolutif de <i>T. intestinalis</i>	8
Figure 6. Schéma des formes végétative et kystique de <i>C. mesnili</i>	9
Figure 7. Cycle évolutif de <i>C. mesnili</i>	9
Figure 8. Forme végétative d' <i>E. histolytica</i>	10
Figure 9. Forme kystique d' <i>E. histolytica</i>	11
Figure 10. Cycle évolutif d' <i>E. histolytica</i>	11
Figure 11. Forme végétative d' <i>E. coli</i>	12
Figure 12. Kyste d' <i>E. coli</i>	13
Figure 13. Forme végétative (a) kyste (b) d' <i>E. hartmanni</i>	13
Figure 14. Forme végétative (a) Kyste (b) d' <i>E. nana</i>	14
Figure 15. Forme végétative (a) et kyste de <i>P. butschlii</i>	15
Figure 16. Cycle évolutif des amibes non pathogènes.....	15
Figure 17. Schéma des formes végétative et kystique de <i>B. coli</i>	16
Figure 18. Cycle évolutif de <i>B. coli</i>	17
Figure 19. Kyste de <i>B. hominis</i>	18
Figure 20. Cycle évolutif de <i>B. hominis</i>	18
Figure 21. Ver adulte (a) Œuf (b) d' <i>H. diminuta</i>	20
Figure 22. Cycle évolutif d' <i>H. diminuta</i>	20

Figure 23. Ver adulte (a) et œuf (b) d' <i>H. nana</i>	21
Figure 24. Cycle évolutif d' <i>H. nana</i>	22
Figure 25. Vers adultes (a) Œuf (b) d' <i>A. lumbricoides</i>	23
Figure 26. Cycle évolutif d' <i>A. lumbricoides</i>	26
Figure 27. Schéma de vers adultes et d'œuf d' <i>E. vermicularis</i>	25
Figure 28. Cycle évolutif d' <i>E. vermicularis</i>	26
Figure 29. Vers adultes (a) et schéma d'œuf (b) de <i>T. trichiura</i>	27
Figure 30. Cycle évolutif de <i>T. trichiura</i>	27
Figure 31. Cycle évolutif (a) et œuf (b) de <i>T. vulpis</i>	28
Figure 32. Schéma d'œuf (a) et des formes larvaires (b) de <i>S. stercoralis</i>	29
Figure 33. Anguillule mâle (a) et femelle (b)	30
Figure 34. Cycle évolutif de <i>S. stercoralis</i>	31
Figure 35. Carte de la situation géographique de la plaine de la Mitidja.....	32
Figure 36. Pot pour prélèvement individuel de selle.....	34
Figure 37. Dilution de la selle dans l'eau physiologique pour l'examen à frais.....	35
Figure 38. Préparation d'une coloration de selles pour l'examen à frais.....	36
Figure 39. Les solutions de flottation utilisées pour la concentration des parasites digestifs.....	38
Figure 40. Préparation du matériel et de l'échantillon pour la technique de flottation et concentration.....	38
Figure 41. Les différentes étapes de la technique de flottation et concentration.....	38
Figure 42. Matériels utilisés pour l'examen parasitologique des selles.....	39
Figure 43. Prévalence des protozoaires et helminthes en fonction de la technique coprologique.....	42
Figure 44. <i>T. intestinalis</i> G X 40.....	43
Figure 45. Kyste de <i>B. coli</i> G X 40.....	43

Figure 46. Kyste d' <i>E. histolytica</i> après coloration au bleu de méthylène (a), après coloration au lugol (b) G X 40.....	43
Figure 47. Kyste d' <i>E. hartmanni</i> G X 40.....	44
Figure 48. Partie postérieure (a) G X 40, partie antérieure (b) G X 10, œufs dans l'utérus (c) G X 40, femelle (d) flèche rouge orifice vulvaire, flèche bleue orifice anal d' <i>E. vermicularis</i> GX 4.....	45
Figure 49. Œuf d' <i>A. lumbricoides</i> G X 40.....	45
Figure 50. Kyste d' <i>E. coli</i> G X 40.....	45
Figure 51. Forme végétative (a) et kyste (b) après coloration au lugol de <i>G. intestinalis</i> GX40.....	46
Figure 52. Forme végétative (a) et kyste d' <i>E. nana</i> G X 40.....	46
Figure 53. Kyste de <i>P. butschlii</i> G X 40.....	46
Figure 54. Œuf de <i>T. trichiura</i> après coloration au MGG (a, b), après coloration au Bleu de méthylène (c), vu transversalement (d) G X 40.....	47
Figure 55. Œufs de <i>T.trichiura</i> et de <i>T. vulpis</i> G X 40.....	48
Figure 56. Larve de <i>S. stercoralis</i> (a) G X 10, (b) G X 40.....	48
Figure 57. Larve de <i>S. stercoralis</i> et la flèche indique <i>T. intestinalis</i> G X 40.....	48
Figure 58. Forme végétative de <i>C. mesnili</i> G X 40.....	48
Figure 59. Kystes de <i>G. intestinalis</i> G X 40.....	49
Figure 60. Kystes d' <i>E. histolytica</i> après coloration au lugol G X 40.....	49
Figure 61. <i>B. hominis</i> sous forme de kyste G X 40.....	49
Figure 62. Œufs d' <i>H. diminuta</i> G X 40.....	50
Figure 63. Œufs d' <i>H. nana</i> G X 40.....	50
Figure 64. Œufs d' <i>E. vermicularis</i> G X 40.....	51
Figure 65. Œufs de <i>T. trichiura</i> G X 40.....	51
Figure 66. Œufs de <i>T. vulpis</i> G X 40.....	52
Figure 67. Pollens des pins G X 40.....	Annexe I
Figure 68. Acides gras.....	Annexe I
Figure 69. Débris végétaux G X 40.....	Annexe I
Figure 70. Trachéide végétale G X 40.....	Annexe I
Figure 71. Cellules de féculent remplis d'amyloplastés G X 40.....	Annexe I
Figure 72. Braine de laine ou tissus G X 10.....	Annexe I
Figure 73. Vaisseaux spiralés G X 40.....	Annexe I
Figure 74. Bulle d'air se cerclant de noir à la mise au point G X 10.....	Annexe I
Figure 75. Grain de pollen G X 40.....	Annexe I
Figure 76. Arthrospore G X 40.....	Annexe I
Figure 77. Empilement de trachéides G X 40.....	Annexe I

Figure 78. Epiderme végétal G X 40.....	Annexe I
Figures 79. Eléments non parasitaires G X 40.....	Annexe I
Figure 80. Œufs d' <i>E. vermicularis</i> G X 40	Annexe I
Figure 81. Œufs de <i>T. trichiura</i> G X 40	Annexe I
Figure 82. Œufs de <i>T. vulpis</i> G X 40	Annexe I
Figure 83. Larves de <i>S. stercoralis</i> G X 40	Annexe I

Liste des tableaux

Tableau 1. Classification des protozoaires parasites intestinaux.....	4
Tableau 2. Classification des helminthes parasites intestinaux.....	4
Tableau 3. Avantages et inconvénients des 3 solutions de flottation utilisées dans le diagnostic coprologique des parasitoses digestifs chez l'Homme.....	37
Tableau 4. Nombre total de selles traitées par technique coprologique.	41
Tableau 5. Nombre et prévalence des personnes parasitées en fonction de la technique coprologique.....	41
Tableau 6. Prévalence des parasites digestifs chez les patients du LHSPB en fonction des techniques coprologiques.....	43
Tableau 7. Prévalence des parasites digestifs chez les patients des LPAM en fonction des techniques coprologiques.....	44
Tableau 8. Prévalence des parasites digestifs chez les patients des EPBK en fonction des techniques coprologiques.....	46
Tableau 9. Prévalence des parasites digestifs chez les patients du service psychiatrique de l'E.H.S. Frantz-Fanon en fonction des techniques coprologiques.	47

Liste des abréviations

AP : Année primaire

ED : Examen direct

EPBK : Ecole primaire Belkess Kedour

EPS : Examen parasitologique des selles

FK : Forme kystique

FV : Forme végétative

E.H.S. Frantz Fanon : Etablissement hospitalier service psychiatrie Frantz-Fanon

LHSPB : Laboratoire d'hygiène et de santé public de Blida

LPAM : Laboratoire privé d'analyses médicales

NaCl : Chlorure de sodium

OMS : Organisation mondiale de la santé

ZnCl₂ : Chlorure de zinc

Résumé

Afin d'évaluer la prévalence des parasites digestifs chez l'homme et de recenser les espèces parasitaires les plus fréquentes dans la plaine de Mitidja, nous avons analysé au total 603 d'échantillons de selles réparties en 4 groupes: des patients du laboratoire d'hygiène et de santé publique de Blida (LHSPB), des écoliers d'Ouled yaich (EPBK), des patients des laboratoires privés d'analyses médicales (LPAM) et ceux du service psychiatrique (chroniques) de l'E.H.S Frantz-Fanon-Blida (E.H.S.Frantz Fanon). Chaque patient a bénéficié de 4 examens parasitologiques des selles (EPS), particulièrement un examen direct à l'état frais suivi par la technique de concentration-flottation avec 3 solutions denses, notamment la solution de chlorure de sodium, le saccharose et le chlorure de zinc. Notre étude inclue un global d'infestation de 44,27%, dont la concentration des parasites avec le chlorure de zinc était la meilleure technique avec une prévalence de 97% ($P < 0,0001$) par rapport à l'examen à frais et les autres solutions. Dix-sept espèces parasitaires ont été identifiées dont 10 protozoaires et 7 helminthes. Les protozoaires identifiées sont : *Endolimax nana*, *Blastocystis hominis*, *Entamoeba coli*, *Giardia intestinalis*, *Entamoeba hartmanni*, *Pseudolimax butschlii*, *Trichomonas intestinalis*, *Chilomastix mesnili*, *Entamoeba histolytica* et *Balantidium coli*. Les helminthes identifiés comprennent : *Trichuris trichiura*, *Trichuris vulpis*, *Enterobius vermicularis*, *Hymenolepis nana*, *Hymenolpis diminuta*, *Ascaris lumbricoides* et *Strongyloides stercoralis*. *E. nana* est l'amibe la plus fréquente des protozoaires avec une prévalence de 37,16%, tandis que *T. trichiura* représente le ver nématode dominant des helminthes (67,42%).

Ce portage parasitaire témoigne des conditions d'hygiènes défectueuses chez les populations étudiées, surtout chez les internés en psychiatrie, des mesures prophylactiques multidisciplinaires s'imposent afin de réunir des conditions de vie saine pour les populations et éviter la propagation de ces parasites.

Mots clés: Prévalence ; parasites digestifs ; protozoaires ; helminthes ; flottation ; chlorure de zinc ; Mitidja.

Abstract

In order to evaluate the prevalence of digestive parasites in humans and to identify the most frequent parasitic species in the plain of Mitidja, we studied a total of 603 stools from 4 groups: patients from the laboratory of hygiene and public health of Blida (LHSPB), school children from Ouled Yaich (EPBK), patients from private laboratories of medical analysis (LPAM) and those from the psychiatric service (chronicles) of the E.H.S Frantz-Fanon-Blida (E.H.S.Frantz Fanon). Each patient received 4 parasitological examinations of stool (EPS), especially the direct examination in the fresh state followed by the concentration-flotation technique with 3 dense solutions including the solution of sodium chloride, sucrose and zinc chloride. Our study included a global infestation of 44.27%, whose concentration of parasites with zinc chloride was the best technique with a prevalence of 97% ($P < 0.0001$) compared to the fee review and other solutions. Seventeen parasite species were identified, including 10 protozoa and 7 helminths. The identified protozoa are: *Endolimax nana*, *Blastocystis hominis*, *Entamoeba coli*, *Giardia intestinalis*, *Entamoeba hartmanni*, *Pseudolimax butschlii*, *Trichomonas intestinalis*, *Chilomastix mesnili*, *Entamoeba histolytica* and *Balantidium coli*. The identified helminths include: *Trichuris trichiura*, *Trichuris vulpis*, *Enterobius vermicularis*, *Hymenolepis nana*, *Hymenolpis diminuta*, *Ascaris lumbricoides* and *Strongyloides stercoralis*. *E. nana* is the most common protozoan amoeba with a prevalence of 37.16%, whereas *T. trichiura* is the dominant nematode worm of helminths (67.42%).

This parasitic carriage shows poor hygienic conditions in the populations studied, especially among psychiatric internees, multidisciplinary prophylactic measures are needed to bring healthy living conditions to the populations and prevent the spread of these parasites.

Keywords: Prevalence; digestive parasites; protozoa; helminths; flotation; zinc chloride; Mitidja.

ملخص

من أجل تقييم مدى انتشار الطفيليات الهضمية لدى البشر و تحديد الأنواع الطفيلية الأكثر شيوعا في سهل متيجة، درسنا في المجموع 603 برزاز من 4 مجموعات: مرضى من مختبر النظافة و الصحة العامة في البلدية (أل أش أس بي بي)، تلاميذ المدارس من أولاد يعيش (أ بي بي كا)، مرضى من المختبرات الخاصة للتحاليل الطبية (أل بي أم) و أولئك من خدمة الطب النفسي (المزمنة) من فرانتز-فانون-البلدية (أ. أش. أس فرانتز فانون). تلقى كل مريض 4 اختبارات طفيليات من البراز (أ بي اس)، و لا سيما فحص مباشر طازج تليها تقنية التعويم-التركيز مع 3 محاليل كثيفة، بما في ذلك محلول كلوريد الصوديوم، ، السكروز و كلوريد الزنك. شملت دراستنا الإصابة الإجمالية بنسبة 44,27%، حيث كان تركيز الطفيليات مع كلوريد الزنك أفضل تقنية بنسبة 97% مقارنة بالفحص الطازج و المحاليل الأخرى. تم تحديد سبعة عشر نوعا طفيليا بما في ذلك 10 أنواع من البروتوزوا و 7 من الديدان الطفيلية. البروتوزوا المحددة هي: أندوليماكس نانا، بلاستوسيتيس أومينيس، أونتامبيا كولي، جيارديا أنتيستيناليس، أونتامبيا هارتماني، بسودوليماكس بيتشلي، تريكوموناس أنتيستيناليس، شيلوماستيكس مسنيلي، أنتامبيا هستوليتيكا، بالونتيديوم كولي. الديدان الطفيلية التي تم تحديدها تشمل: تريكيريس تريكيرا، تريكيريس فيليبس، أنتيروبيوس فارميكيلاريس، هيمينولابيس نانا، هيمينولابيس ديمينيتا، أسكارس لامبريكويداس، سترونجيلوداس ستركولاريس. أندوليماكس نانا هو الأميبيا البروتوزوان الأكثر شيوعا بنسبة 37,16%، في حين أن هي الدودة الخيطية السائدة في الديدان (67,42%).

تظهر هذه العربة الطفيلية ظروفًا صحية سيئة في المجموعات التي شملتها الدراسة، لا سيما بين المعتقلين النفسيين، و هناك حاجة إلى اتخاذ تدابير وقائية متعددة التخصصات لإتاحة الظروف المعيشية الصحية للسكان و منع انتشار هذه الطفيليات.

الكلمات المفتاحية: انتشار؛ الطفيليات الهضمية؛ البروتوزوا؛ الديدان الطفيلية؛ التعويم؛ كلوريد الزنك؛ متيجة.

Introduction

Les parasitoses intestinales humaines constituent l'une des premières causes de morbidité dans le monde signant leur tropisme particulier pour les régions pauvres et tropicales. Le parasite est ainsi défini comme un être vivant qui pendant une partie ou la totalité de son existence vit aux dépens d'un autre être vivant appelé hôte (Nicolas et al., 2001). Le tube digestif de l'être humain peut être colonisé par diverses espèces de parasites, cette situation stratégique au sein de l'hôte apporte au parasite un substrat nutritionnel régulier et assure la pérennité de son cycle de transmission. Plusieurs parasites digestifs peuvent infestés l'Homme, notamment des protozoaires (*Giardia*, *Dientamoeba*, *Pseudolimax*, *Entamoeba*, *Balantidium*), helminthes comme les trématodes (*Fasciola* et *Schistosoma*), cestodes (*Diphyllobothrium*, *Taenia*, *Hymenolepis*) et les nématodes (*Ascaris*, *Enterobuis*, *Strongyloides*, *Ancylostoma*, *Trichuris*, *Capillaria*) (Nicolas et al., 2001).

La fréquence de ces infections et le profil des espèces causales varient en fonction de plusieurs facteurs: niveau d'hygiène, facteurs socio-économiques, habitudes alimentaires et facteurs géo-climatiques (Rifai, 2017). Selon l'OMS, 3,5 milliards de personnes à travers le monde ont un portage parasitaire intestinal, dont plusieurs cas sont asymptomatiques. Parmi les protozoaires, *Entamoeba histolytica* a un rôle majeur dans la survenue de syndromes dysentériques dits amibiens. D'autres protozoaires ont un rôle plus discutable. Cependant, *Giardia intestinalis* et *Trichomonas intestinalis* doivent retenir l'attention car ils sont assez fréquents (Niyizurugero et al., 2013). En 2005, l'incidence mondiale de la giardiose a été évaluée entre 20-60% (Yakoob et al., 2005). Dans les pays à climat tropicaux, un fort pourcentage d'enfants, même élevés dans de bonnes conditions d'hygiène, sont porteurs d'helminthes comme *Schistosoma mansoni*, *Trichuris trichiura*, *Ascaris lumbricoides* et *Taenia saginata* (Nyantekyi et al., 2014). Le diagnostic parasitologique des affections intestinales repose sur un examen coprologique pour la mise en évidence de l'agent pathogène sous l'une ou l'autre de ses différentes formes (adultes, larves, œufs, kystes, formes végétatives) dans les selles (Verweij et al., 2003) nécessitent l'emploi de plusieurs techniques, telles que l'examen à frais avec coloration au lugol, le bleu de méthylène couplée à la flottation avec différentes solutions de saturation notamment le chlorure de sodium, le saccharose, et le chlorure de zinc etc.....

L'objectif de notre étude est de déterminer la prévalence des parasites digestifs chez l'Homme dans la région de Mitidja, en utilisant des techniques de flottation avec différentes solution, ayant servi pour le diagnostic parasitologique afin de tirer des conclusions qu'en au choix de la technique la plus rentable et la plus efficace.

Chapitre 1 : Parasites et parasitoses digestives

1. Définitions

Les parasitoses intestinales sont des maladies dues à la présence dans le tube digestif humain ou animal des parasites appartenant à l'embranchement des protozoaires et des helminthes, qui comprend des espèces unicellulaires mobiles ou non et celui des helminthes ou métazoaires comprenant des espèces pluricellulaires (Ouraiba et Seghir, 2014).

2. Anatomie et physiologie de l'appareil digestif

L'anatomie et physiologie de l'appareil digestif sont les deux disciplines scientifiques qui nous permettent de comprendre les différents organes du tube digestif et le fonctionnement normal de ses diverses parties (Brooker et al., 2009).

2.1. Organes du tube digestif et structures annexes

Le système digestif comprend deux groupes d'organes : le tube digestif proprement dit et les organes annexes (Brooker et al., 2009). La figure 1 montre l'appareil digestif chez l'Homme (Doctissimo, 2018).

Le tube digestif est pour l'essentiel une canalisation de 9 m de long chez l'adulte, allant de la bouche à l'anus. Il comprend la bouche ; le pharynx ; l'œsophage ; l'estomac ; l'intestin grêle (successivement duodénum, jéjunum, et iléum); le gros intestin (cæcum, côlon et rectum), et l'anus (Beauthear et al., 2000). Il renferme la plus grande des interfaces contrôlant les échanges matériels entre l'extérieur et l'intérieur de l'organisme (Faller et al., 2006). Les organes annexes sont les dents, la langue, les glandes salivaires, le foie, la vésicule biliaire et le pancréas (Brooker et al., 2009). Ces organes sont situés en dehors des parois du tube digestif et déversent leur sécrétion par des canaux excréteurs dans la lumière du tube digestif (Beauthear et al., 2000).

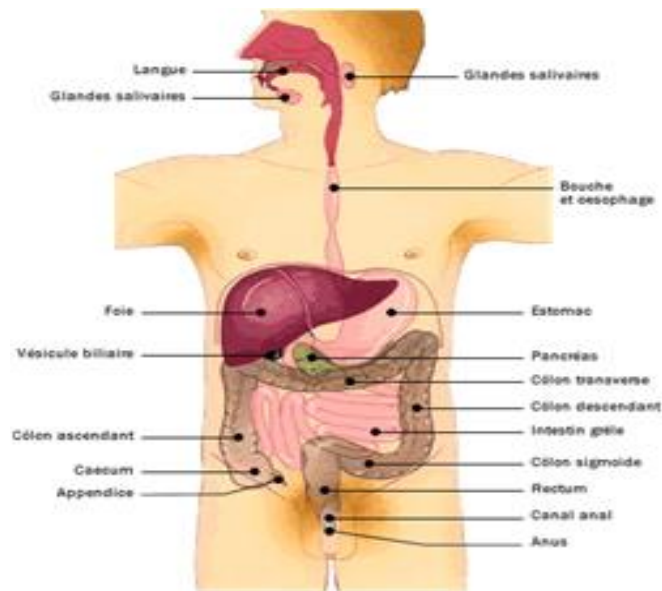


Figure 1. Appareil digestif chez l'Homme (Doctissimo, 2018)

2.2. Le fonctionnement du système digestif

Le système digestif sert surtout à fournir aux cellules les substances dont elles ont besoin sous une forme qu'elles peuvent directement utiliser. La digestion se fait avec l'aide de plusieurs liquides produits par notre corps. Ces liquides s'appellent des sucs et contiennent des enzymes, qui aident à mieux absorber les nutriments et permettent de « défaire » les aliments en petits morceaux (Faller et al., 2006).

La mastication dans la bouche se fait à l'aide de la salive qui se mélange avec les aliments pour les rendre mouillés et faciles à avaler. La salive contient d'enzymes qui aident le corps à absorber les glucides. L'estomac fabrique le suc gastrique qui contient l'acide chlorhydrique, qui se mélange à la nourriture durant le brassage et sert à décomposer les protéines contenues dans notre alimentation. L'intestin grêle est un vrai champion pour absorber les nutriments des aliments, et pour cela il a besoin des liquides fabriqués par le foie (Bile) et le pancréas (suc pancréatique) qui vont l'aider à décomposer encore plus les aliments et à absorber encore mieux les nutriments (Anonyme 2).

3. Classification des parasites digestifs chez l'Homme

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

Tableau 1. Classification des protozoaires parasites intestinaux (Bourée, 2008).

Embranchement des protozoaires	Classe	Espèces
	Rhizopodes	- <i>Entamoeba histolytica</i> - <i>Entamoeba coli</i> - <i>Entamoeba polecki</i> - <i>Entamoeba hartmanni</i> - <i>Endolimax nana</i> - <i>Dientamoeba fragilis</i> - <i>Pseudolimax butschlii</i> .
	Flagellés	- <i>Trichomonas intestinalis</i> - <i>Giardia intestinalis</i> - <i>Chilomastix mesnili</i> - <i>Retortamonas</i> (<i>Embadomonas</i>) <i>intestinalis</i> - <i>Enteromonas hominis</i> .
	Ciliés	<i>Balantidium coli</i>
	Blastocystea	<i>Blastocystis hominis</i>
	Sporozoaires	- <i>Isospora belli</i> - <i>Cryptosporidium sp</i> - <i>Microsporidium sp</i> - <i>Cyclospora cayetanensis</i>

Tableau 2. Classification des helminthes parasites intestinaux (Bourée, 2008).

Embranchement des Helminthes	Sous embranchement	classe	Espèces
	Némathelminthes	Nématodes	- <i>Ascaris lumbricoïdes</i> - <i>Enterobius vermicularis</i> - <i>Trichuris trichiura</i>
	Plathelminthes	Cestodes	- <i>Taenia saginata</i> - <i>Taenia solium</i> - <i>Hymenolepis nana</i> - <i>Diphyllobothrium latum</i>
Trématodes		- <i>Fasciolopsis buski</i> - <i>Heterophyes heterophyes</i>	

3.1. Protozoaires digestifs

Les protozoaires sont des organismes unicellulaires, de taille, forme et de structure varient considérablement (Charles, 1998). Le groupe des protozoaires digestifs comprend les ciliés, les flagellés et les rhizopodes (Wery et Paskoff, 1995).

3.1.1. Mastigophora (Flagellés)

Les flagellés sont des protozoaires qui possèdent au mieux un flagelle dans leur forme trophozoïte. Ce flagelle permet au protozoaire de se déplacer dans un milieu fluide. La pathogénicité de ces flagellés est très variable (potentiel pathogène) (Charles, 1998).

3.1.1.1. *Giardia intestinalis*

La giardiose est une protozoose intestinale (Ripert, 1996), très répandue dans le monde (Calcagno et Lacroix., 2005), elle due à la présence dans le duodénum d'un flagellé anaérobie strictement humain, *G. intestinalis* (Ripert, 1996).

a. Morphologie

G. duodenalis se présente sous 2 stades parasitaires, la forme végétative (FV) et la forme kystique (FK) (Adam, 2001). La figure 2 montre les différentes formes parasitaires de *G. intestinalis* (Valeix, 2016).

- **Forme végétative ou trophozoïte**

Le trophozoïte est arrondi à la partie antérieure, pointu à la partie postérieure (figure 2). Il est convexe dorsalement, concave ventralement (Genetet et al., 2003), sa structure est symétrique, il mesure 10 à 20 µm sur 6 à 10 µm (Durieux, 1985).

Ce protozoaire présente deux noyaux, disposés à l'extrémité antérieure de chaque côté d'axostyle comportent un caryosome central volumineux entouré d'un halo clair, 4 paires de flagelles (deux antéro-latéraux, deux postéro-latéraux, deux ventraux et deux postérieurs) (Calcagno et Lacroix., 2005), et 2 corps médians en virgule sur l'axe médian en arrière des noyaux (Genetet et al., 2003).

- **Forme kystique (FK)**

Le kyste présente une forme ovale et régulière, mesure 10 à 13 µm sur 8 à 9 µm (Durieux, 1985), a une paroi à double coque car le cytoplasme hyalin plus petit que l'enveloppe (Buffaz et al., 2014). Il comporte deux ou 4 noyaux (Durieux, 1985) (4 pour les kystes murs) en général groupés à un pôle

(Genetet et al., 2003), des résidus de flagelles sous forme de cloison longitudinale en forme de S et 2 corps parabasaux parfois visibles (Buffaz et al, 2014).

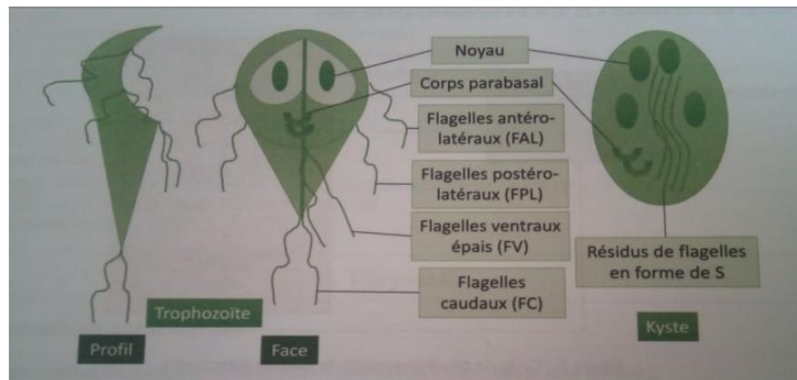


Figure 2. Schéma des formes végétative et kystique de *G. intestinalis* (Valeix, 2016)

b. Cycle évolutif

Après ingestion des kystes provenant des selles de porteurs, le dékystement a lieu après passage dans le milieu acide de l'estomac et les trophozoïtes flagellés se multiplient par division binaire longitudinale dans le duodénum (Ripert, 1996). Les flagellés arrivent ainsi à tapisser toute la surface des villosités intestinales (Cassier et al., 1998) et sécrètent une épaisse paroi kystique au cours du transit intestinal, au fur et à mesure que les selles se déshydratent (Ripert, 1996). Les nombreux kystes matures à 4 noyaux contenus dans les selles de personnes infectées peuvent survivre dans l'eau pendant plusieurs jours, voire plusieurs semaines (Cassier et al., 1998). La figure 3 montre le cycle évolutif de *G. intestinalis*.

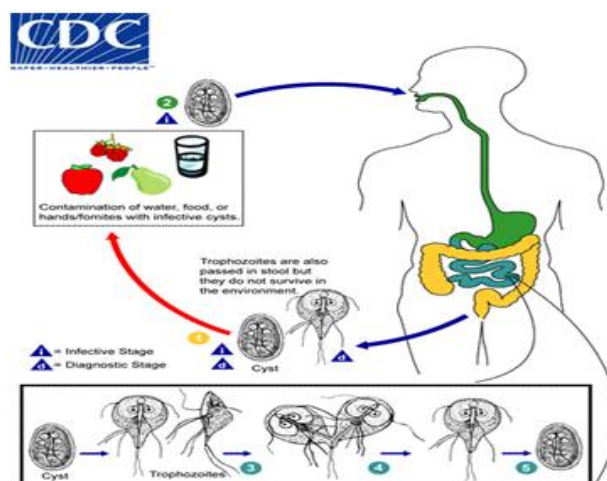


Figure 3. Cycle évolutif de *G. intestinalis* (Anonyme1)

c. Clinique

Le tableau clinique de la giardiasse se manifeste différemment chez l'enfant et l'adulte (Calcagno et Lacroix, 2005), il est souvent plus grave chez l'enfant (Cassier et al., 1998). Les formes asymptomatiques sont fréquentes, surtout chez l'adulte (Durieux, 1985).

3.1.1.2. *Trichomonas intestinalis*

Connu aussi sous le nom de *Pentatrichomonas hominis* (Davaine, 1860), est un parasite cosmopolite, vivant dans la lumière de l'intestin (cæcum, côlon) de l'Homme (Wery et Paskoff, 1995). Ce flagellé est considéré comme non pathogène (Durieux, 1985).

a. Morphologie

Contrairement aux autres flagellés parasites, les *Trichomonas* ne forment pas de Kyste, seules les formes végétatives sont connues. Cette particularité constitue un obstacle important pour la transmission du parasite d'un sujet à un autre (Ambroise, 1995).

- **Trophozoïte**

Il a une forme aplatie en amande, mesure 8 à 15 μm de longueur et 4 à 6 μm de largeur et possède un noyau antérieur, un cytostome non bordé et un axostyle qui dépasse l'extrémité postérieure où il se termine en pointe (figure 4). Les blépharoplastes (corpuscules basaux), au nombre de deux, sont situés à l'avant d'où partent quatre flagelles antérieurs et un flagelle postérieur longeant le corps du parasite (membrane ondulante) (Belkaid et al., 2013 ; Wery et Paskoff , 1995).

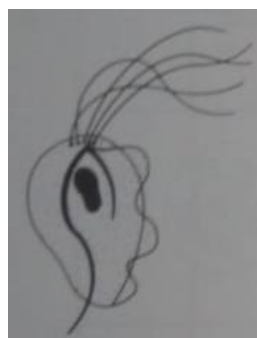


Figure 4. Schéma de la forme végétative (FV) de *T. intestinalis* (Gentilini, 1993)

b. Cycle évolutif

La figure 5 montre le cycle évolutif de *T. intestinalis*. La contamination de l'Homme par les formes végétatives de *T. intestinalis* est féco-orale, elle se fait par les mains sales, aliments et eaux de

boisson souillés (Belkaid et al., 2013) ou les mouches (transport mécanique) (Wery et Paskoff , 1995). La multiplication se fait par division binaire dans le sens longitudinale (Anofel, 2014).

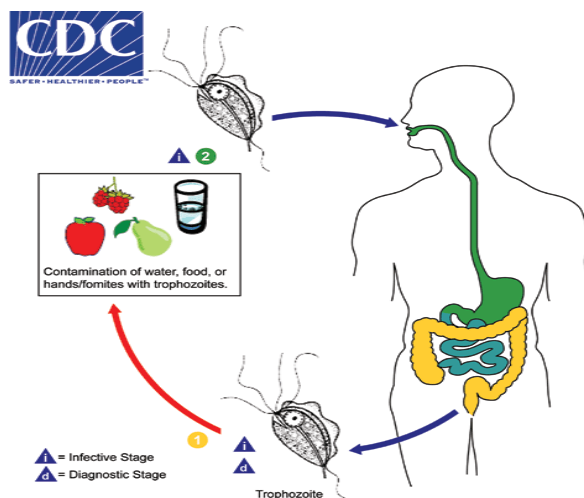


Figure 5. Cycle évolutif de *T. intestinalis* (Anonyme1)

c. Clinique

La trichomonose intestinale est souvent asymptomatique (Buffaz et al., 2014), elle peut provoquer une diarrhée muqueuse s'il est présent en grande quantité (Wery et Paskoff , 1995).

3.1.1.3. *Chilomastix mesnili*

C. mesnili est un protozoaire qui vit et se multiplie dans le cæcum et le côlon de l'Homme (Wery et Paskoff, 1995), C'est un parasite cosmopolite, non pathogène (Buffaz et al., 2014).

a. Morphologie

Les différentes formes parasitaires de *C. mesnili* sont mises en évidence dans la figure 6.

- **Forme végétative**

Le trophozoïte asymétrique, piriforme à extrémité postérieure pointue (Ziam, 2018), mesure 14 à 20 µm sur 5-7 µm, il possède 3 à 4 flagelles antérieurs (Belkaid et al., 2013) dont trois dirigés vers l'avant (Wery et Paskoff , 1995). Un large sillon, en forme de S, à la partie antérieure du parasite fait office de cytostome et abrite le quatrième flagelle. Le noyau se trouve en position antérieure et les flagelles prennent leur origine à proximité de quatre blépharoblastes (Wery et Paskoff , 1995). Il ne possède pas d'axostyle (Belkaid et al., 2013).

- **Forme kystique**

La figure 6 mis en exergue le kyste de *C. mesnili*, il est piriforme, plus étroit à l'avant et renflé à l'arrière, mesure 5 à 8 µm (Wery et Paskoff, 1995, Belkaid et al., 2013). Le sillon cytostomal reste bien visible, le noyau unique est situé à l'avant et les structures flagellaires atrophiées sont retrouvées dans le cytoplasme (Wery et Paskoff, 1995). Les kystes s'observent dans les selles mouluées (Ripert, 1996).

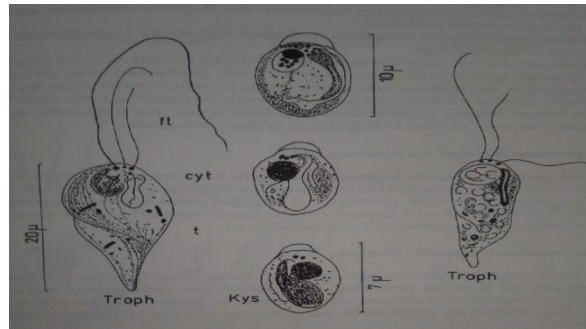


Figure 6. Schéma des formes végétative et kystique de *C. mesnili* (Ripert, 1996)

- b. Cycle évolutif**

Le cycle est monoxène. La transmission du parasite se fait par voie orale après ingestion de kystes (Mains sales ou aliments souillés). C'est une parasitose liée au péril fécal (Rifai, 2017).

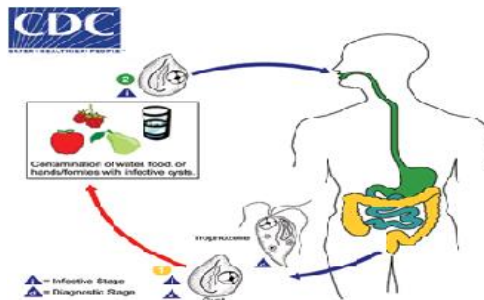


Figure 7. Cycle évolutif de *C. mesnili* (Anonyme1)

- c. Clinique**

Classiquement inexistant, il peut provoquer des diarrhées banales par irritation (colite) en cas de parasitisme intense (Wery et Paskoff, 1995).

3.1.2. Sarcodina (Amibes)

Les amibes sont des protozoaires qui se déplacent via des pseudopodes (faux pieds). Elles ont deux formes: la forme trophile de trophozoïte et la forme de kyste résistant (Charles, 1998).

3.1.2.1. Amibe pathogène

Entamoeba histolytica est la seule espèce amibe parasite de l'Homme à être réellement pathogène (Ambroise, 1995).

3.1.2.1.1. *E. histolytica*

L'amibiase est l'état dans lequel l'organisme humain, héberge *E. histolytica* avec ou sans manifestations cliniques (définition, O.M.S., 1969).

a. Morphologie

E. histolytica se présente sous deux entités revêtant 3 aspects morphologiques :

- *E. h. histolytica*

Cette FV, hématophage de 20 à 40 µm (figure 8), se déplace assez rapidement dans une même direction, en émettant des pseudopodes (Ambroise, 1995, Belkaid et al., 2013). Le cytoplasme est formé de deux zones: L'ectoplasme qui est hyalin et qui intervient dans la formation de pseudopodes et d'endoplasme granuleux de la cellule, contient le noyau (Rifai, 2017) en forme de cible et d'hématies phagocytées (Valeix, 2016). C'est la forme virulente pathogène, elle ne s'enkyste jamais. Elle vit chez l'Homme dans les tissus (épaisseur de la paroi colique, tissu hépatique) (Ambroise, 1995).



Figure 8. Forme végétative d'*E. histolytica* (Guillaume, 2007)

- *E. h. minuta*

Elle existe sous FV et kystique. La FV, non hématophage (Ambroise, 1995), non pathogène (Belkaid et al., 2013), se nourrit de débris alimentaires ou de bactéries (Ambroise, 1995). Sa taille est plus petite qu'*E. h. histolytica*, mesurant 10 à 20 µm (Rifai, 2017). Elle vit en commensal dans la lumière colique et peut être présente dans les selles de sujets apparemment sains (Ambroise, 1995). Les kystes sont sphériques, de 10 à 15 µm de diamètre et entourés d'une épaisse coque (figure 9). Ils sont éliminés dans les selles des malades et des porteurs sains et ils sont très résistants dans le milieu extérieur. Les kystes sont la forme de dissémination du parasite (Anofel, 2014).



Figure 9. Forme kystique d'*E. histolytica* (Guillaume, 2007)

b. Cycle évolutif

L'Homme s'infeste en ingérant des kystes mûrs. Dans l'intestin humain, le cycle du parasite peut être double : commensal ou pathogène (figure 10). Les sucs digestifs dissolvent la coque des kystes dont les 4 noyaux se divisent. Par division cytoplasmique, s'individualisent huit amœbules de petite taille qui donneront la forme minuta. Il se reproduit activement par scissiparité (Ambroise, 1995). Ces formes minuta peuvent : soit mener une vie de saprophyte en restant mobile soit s'enkyster et s'acheminer avec les selles sous forme de kystes, cette voie est appelée « Amibiase infestation ». Soit augmenter de taille pénétrer la muqueuse intestinale pour déterminer des ulcérations. Par ailleurs cette amibe devient hématophage. L'amibe est dite « *E. h. histolytica* ». Cette voie aboutissant à des troubles digestifs est appelée « Amibiase maladie ».

Au cours de « l'amibiase maladie », l'amibe *E. h. histolytica* peut soit resté au niveau du côlon soit, point important, envahir d'autres organes : comme le foie qu'elle atteint par la veine porte et où elle détermine des abcès amibiens. (Belkaid et al., 2013).

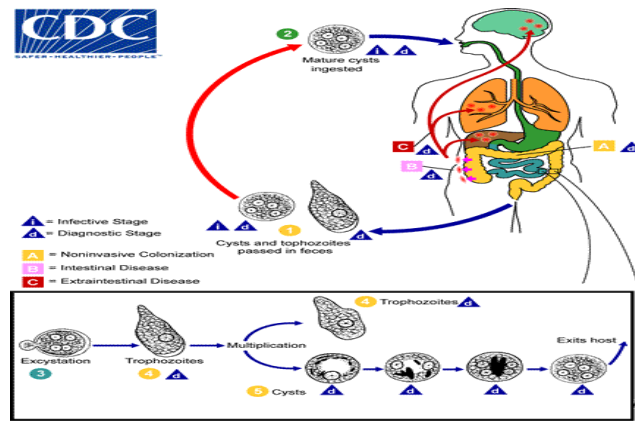


Figure 10. Cycle évolutif d'*E. histolytica* (Anonyme1)

c. Clinique

Elle se manifeste cliniquement sous deux formes principales :

- Amibiase intestinale aiguë : Plusieurs formes cliniques peuvent être observées seule la forme dysentérique typique que nous retiendrons.
- Amibiase hépatique : la plus fréquente des localisations extra-intestinales (Anofel, 2014). Elle complique une amibiase intestinale même si souvent elle peut paraître primitive, elle se traduit par un tableau d'hépatomégalie douloureux et fébrile (Belkaid et al., 2013).

3.1.2.2. Amibes non pathogènes

Entamoeba coli, *Entamoeba hartmanni*, *Endolimax nana* et *Pseudolimax butshlii*, sont des parasites commensaux de l'intestin humain qui ne provoquent pas des maladies contrairement à l'*E.histolytica* (Nozais, 1996).

3.1.2.2.1. *E. coli*

C'est un parasite cosmopolite, vit dans le gros intestin (cæcum et côlon) de l'Homme mais n'envahit pas les tissus, il est dépourvu de pouvoir pathogène (Wery et Paskoff, 1995). Il se rencontre sous deux formes :

- **Trophozoïte ou FV**

De forme amiboïde, sa taille est de 20-30 µm, et peut même atteindre 40 à 45 µm (figure 11), est légèrement mobile (Wery et Paskoff, 1995, Belkaid et al., 2013), il émet un seul pseudopode à la fois, court à base large (Rifai, 2017). Le noyau contient un caryosome qui est gros et excentré et aussi riche en chromatines avec grains périphériques gros et irréguliers (Ripert, 1996). Le cytoplasme avec endoplasme et ectoplasme peu distincts contient des bactéries et de petites vacuoles mais jamais de globules rouges (Wery et Paskoff, 1995).

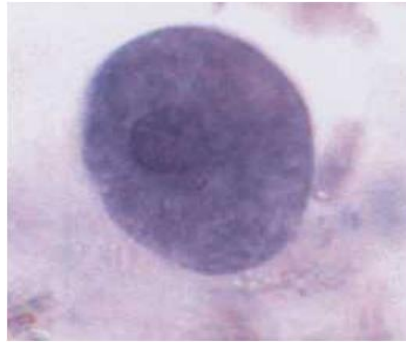


Figure 11. Forme végétative d'*E. coli* (Guillaume, 2007)

- **Forme kystique (FK)**

Le kyste a une forme arrondie ou allongée, mesure 18 à 20 μm et muni d'une double paroi externe à aspect réfringent (figure 12). Le kyste mûr contient 8 noyaux (Rifai, 2017), il est généralement plus grand que celui d'*E. histolytica* (Wery et Paskoff, 1995). Le cytoplasme possède des granules grossiers qui font ressembler l'intérieur du kyste à une éponge. Les corps chromatoides sont moins fréquents et plus fins que chez *E. histolytica* (Wery et Paskoff, 1995).

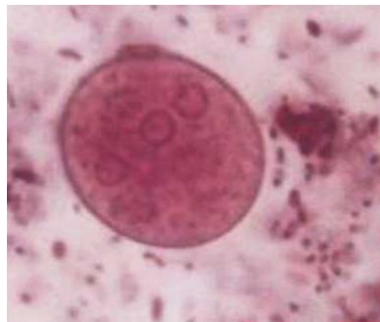


Figure 12. Kyste d'*E. coli* (Guillaume, 2007)

3.1.2.2.2. *E. hartmanni*

Cette amibe est une forme non pathogène ressemblant à *E. histolytica* (Wery et Paskoff, 1995). Morphologiquement, le trophozoïte (figure 13a) mesure 3 à 8 μm , a un déplacement comparable à celui d'*E. histolytica*. Le cytoplasme contient de petites vacuoles alimentaires. Le noyau est invisible à frais. Le kyste (figure 13b) mesure 3 à 10 μm de diamètre, de forme arrondie d'aspect réfringent, le kyste mûr contient 4 noyaux (Rifai, 2017).

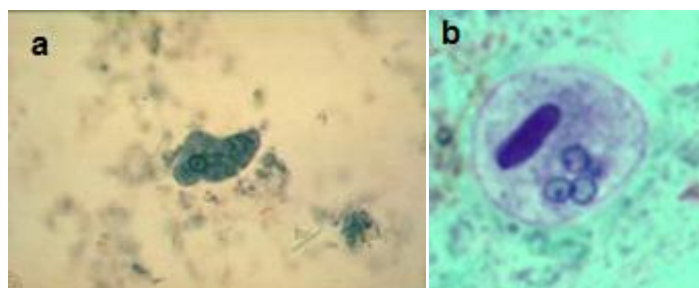


Figure 13. Forme végétative (a) kyste (b) d'*E. hartmanni* (Anonyme 3; Anonyme 4)

3.1.2.2.3. *E. nana*

Ce parasite, dépourvu de pouvoir pathogène, vit dans la lumière du gros intestin de l'Homme, il est cosmopolite (Wery et Paskoff, 1995). Il se présente sous deux formes:

- **Trophozoïte**

La FV mesure 5 à 8 μm . Elle possède de nombreux pseudopodes lents en forme de boursouflures caractéristiques ne permettant pas le déplacement de l'amibe (figure 14a). Le cytoplasme renferme de nombreuses petites vacuoles (Rifai, 2017). Le noyau est difficilement visible à frais et pourtant le gros caryosome souvent excentrique et très réfringent (Wery et Paskoff, 1995).

- **Kyste**

Le kyste mesure 3 à 7 μm de diamètre de forme arrondie ou plus ou moins ovoïde (figure 14b). Le kyste mûr contient quatre noyaux regroupés par deux aux extrémités (Rifai, 2017), dont la membrane est très fine et un volumineux caryosome excentrique (Wery et Paskoff, 1995).

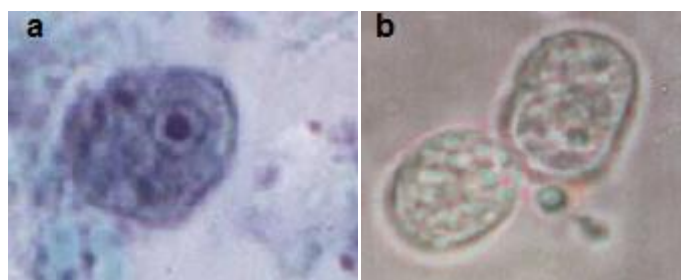


Figure 14. Forme végétative (a) Kyste (b) d'*E. nana* (Guillaume, 2007)

3.1.2.2.4. *P. butschlii*

P. butschlii ou *Iodamoeba butschlii* (Dobel, 1919), est très répandue dans le monde, elle est beaucoup moins courante qu'*E. coli* ou *E. nana*. Elle habite la lumière du gros intestin et se nourrit de bactéries (Ripert, 1996). Elle a deux stades parasitaires :

- **Trophozoïte**

Mesure environ 10 µm, son noyau est formé d'un grand caryosome irrégulier réfringent et invisible à l'état frais (figure 15a, Rifai, 2017). Il contient des pseudopodes larges et courts, le cytoplasme renferme de nombreuses vacuoles avec inclusions (Guillaume, 2007).

- **Kyste**

Mesure 10 µm, a une forme variable, arrondie, ovoïde et renferme un seul noyau, le cytoplasme comporte une vacuole iodophile (figure 15b) se colorant en brun au Lugol (Guillaume, 2007).

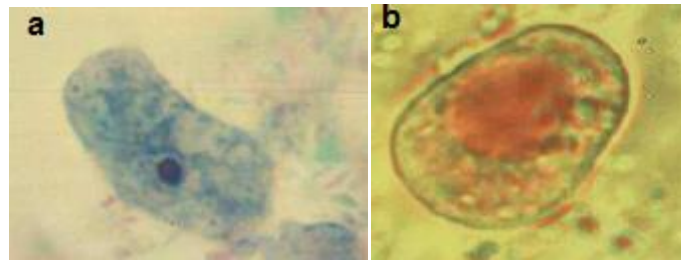


Figure 15. Forme végétative (a) et kyste de *P. butschlii*

(<http://ruby.fgcu.edu/courses/davidb/50249/web/ioda33.htm?fbclid=IwAR37v02KVUkNGK11WmjRYzusSmCKcwq8aqijTGBHktTX11UUXk1dxoj55fg>), (Guillaume, 2007)

- **Cycle des amibes non pathogènes**

La colonisation de l'amibe non pathogène dans l'intestin se produit après l'ingestion de kystes matures dans l'eau ou des aliments contaminés par des matières fécales qui se transforment en trophozoïtes, lesquels migrent vers le gros intestin (figure 16). Les trophozoïtes se multiplient par fission binaire et produisent des kystes

(<http://ruby.fgcu.edu/courses/davidb/50249/web/ehisto9.htm>).

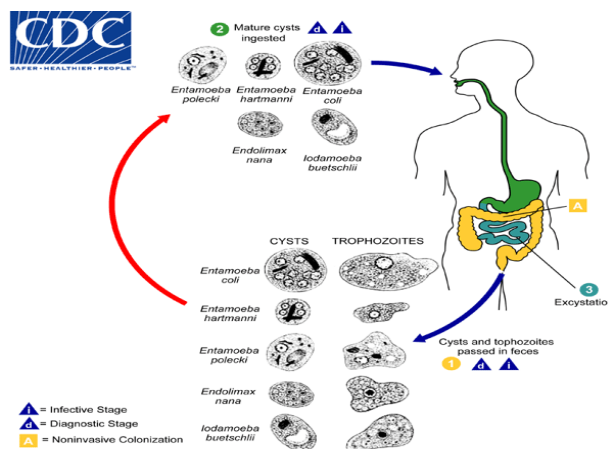


Figure 16. Cycle évolutif des amibes non pathogènes (Anonyme1)

➤ Clinique des amibes non pathogènes

Ces amibes n'ont pas de pouvoir pathogène propre. Lorsqu'elles sont retrouvées dans les selles, ne doivent pas être considérées comme responsables des troubles dans la majorité des cas (Wery et Paskoff, 1995).

3.1.3. Ciliophora (ciliés)

Les ciliés sont des protozoaires recouverts de minuscules poils sur la plus grande partie de la surface de leur corps. Ces minuscules poils s'appellent des cils, d'où le nom de ciliés. Les ciliés présentent deux formes: la forme motile du trophozoïte et la forme du kyste (Charles, 1998).

3.1.3.1. *Balantidium coli*

Ce cilié, agent de la balantidiose humaine, est une espèce cosmopolite. Il est plus fréquent chez les personnes s'occupant de l'élevage des porcs et dans les zones tropicales à hygiène insuffisante (Cassier et al., 1998).

B. coli est normalement commensal, se nourrit de mucus et de diverses particules et bactéries, il peut devenir pathogène à la suite d'une diminution de la résistance naturelle de l'hôte (Cassier et al., 1998).

a. Morphologie

Il s'agit d'un très grand protozoaire, se présente sous la FV et sous la FK (Belkaid et al., 2013).

- **Forme végétative**

Elle est ovoïde totalement cilié (Wery et Paskoff, 1995), mesurant 30 à 300 µm sur 20 à 70 µm. Possède 2 noyaux, un macronucléus végétatif et un micronucleus reproducteur (figure 17). Elle renferme deux vacuoles les contractiles, une terminale et une médiane (Belkaid et al., 2013).

- **Kyste**

Il est sphérique mesurant 50 à 60 µm, il a une paroi épaisse et claire apparaissant double; le macro et le micronucléus sont peu visibles (figure 17), le cytoplasme est grossièrement granuleux (Belkaid et al., 2013, Wery et Paskoff, 1995). Les kystes sont les stades parasites de l'infestation (Triki et Yamani, 2011), assurent la dissémination du parasite et par conséquent assure l'apparition de la maladie (Belkaid et al., 2013).

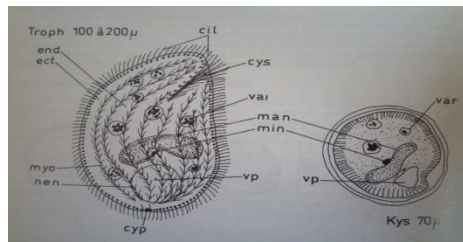


Figure 17. Schéma des formes végétative et kystique de *B. coli* (Ripert, 1996)

b. Cycle évolutif

La figure 18 montre le cycle évolutif de *B. coli*. L'Homme se contamine par contact féco-oral, par l'intermédiaire des kystes qui constituent le stade infectant (Wery et Paskoff, 1995). Après ingestion, le dés-enkystement se produit dans l'intestin grêle, et les trophozoïtes colonisent le grand intestin et résident (Triki et Yamani, 2011), où ils se multiplient par division transversale (Belkaid et al., 2013). Durant laquelle peut se produire une conjugaison. Puis l'enkystement produit des kystes mûrs qui sont rejetés avec les selles. Quelques trophozoïtes envahissent le côlon et se multiplient et d'autres retournent vers la lumière et se désintègrent (Triki et Yamani, 2011).

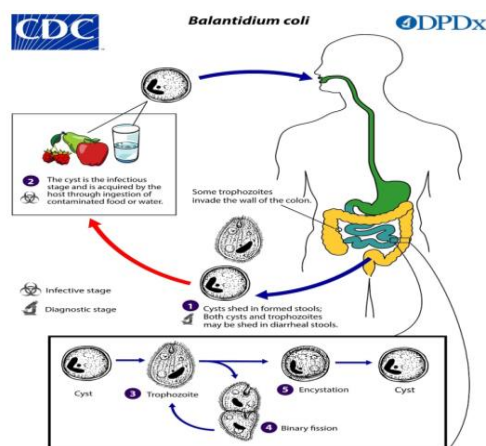


Figure 18. Cycle évolutif de *B. coli* (Anonyme1)

c. Clinique

B. coli attaque la paroi intestinale (côlon, rectum) même saine. Il cause une diarrhée aqueuse ou muco-sanguinolente, pouvant présenter un caractère d'extrême gravité (Wery et Paskoff, 1995).

3.1.4. Blastocystea

3.1.4.1. *Blastocystis hominis*

C'est un protozoaire cosmopolite, commensal, très fréquent de la lumière intestinale colique (Genetet et al., 2003).

a. Morphologie

B. hominis se présente au cours de son cycle sous plusieurs formes : vacuolée, granuleuse, amiboïde et kystique (Rifai, 2017). L'aspect le plus habituel est celui d'un micro-organisme immobile, de taille très variable 4 à 25 µm (figure 19). Une grosse vacuole repousse en périphérie et le cytoplasme sous forme d'un liseré plurinuclé (Genetet et al., 2003).

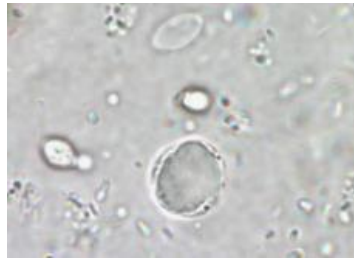


Figure 19. Kyste de *B. hominis* (Anonyme1)

b. Cycle évolutif

Le mode de transmission est encore au stade de l'investigation, la forme classique trouvée chez l'Homme est le kyste dont la taille est très variable et aussi possibilité de contamination féco-orale par ingestion d'aliment ou d'eau contaminée (Triki et Yamani, 2011). La figure 20 illustre le cycle évolutif de *B. hominis*.

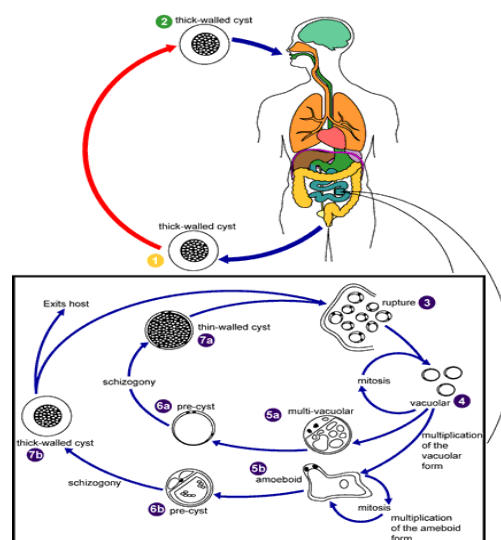


Figure 20. Cycle évolutif de *B. hominis* (Anonyme1)

c. Clinique

Les caractéristiques cliniques dues au *B. hominis* sont non spécifiques et comprennent des douleurs abdominales, une diarrhée aiguë ou chronique, nausée, anorexie et des ballonnements. Le nombre de parasites présents dans les échantillons de selles détermine la gravité des symptômes et les signes de l'infection (Roberts, 2011).

3.2. Helminthes intestinaux

C'est le groupe des animaux pluricellulaires organisés en tissus différenciés. Il regroupe les helminthes ou vers parasites répartis en deux embranchements principaux : les Plathelminthes et les Némathelminthes (Garba Gambari, 2013).

3.2.1. Plathelminthes

Les plathelminthes sont caractérisés par un corps plat segmenté (cestodes) ou non (trématodes), leur système digestif est incomplet ou absent. La plupart des espèces sont hermaphrodites (monoïques). Cet embranchement comporte la classe des cestodes et des trématodes (Ziam, 2018).

3.2.1.1. Cestodes

Les cestodes sont des vers plats de forme rubanée et segmentée à l'état adulte (chaîne d'anneaux). Le corps est formé de trois parties : la tête ou scolex, le cou et le strobile. Ils sont hermaphrodites dépourvus de tubes digestifs. Au stade adulte, ils vivent dans l'intestin grêle de leurs hôtes respectifs. Leur taille varie selon les espèces (Ziam, 2018).

3.2.1.1.1. *Hymenolepis diminuta*

Ce parasite peut être retrouvé dans la lumière de l'intestin grêle de plusieurs mammifères, principalement les rongeurs sauvages et domestiques, mais parfois aussi des humains (Escap, 2017).

a. Morphologie

- **Adulte**

H. diminuta est un ver de 20 à 60 cm de long, composé d'environ 1000 d'anneaux. Le scolex sphérique est dépourvu de crochets, mais muni de 4 ventouses et d'un rostre rétractile (figure 21a). Le cou est court et les anneaux sont plus larges que longs libérant les œufs embryonnés (Durieux, 1985).

- **Œuf**

La figure 21b montre la structure de l'œuf d'*H. diminuta*, il mesure 60 à 80 μm , il contient une oncosphère hexacanthé (Thienpont, 1995), il ressemble à ceux d'*Hymenolepis nana* mais ne présente pas de filaments polaires (Genetet et al., 2003).



Figure 21. Ver adulte (a) Œuf (b) d'*H. diminuta* (Anonyme 5 ; Anonyme 6)

b. Cycle évolutif

Les œufs sont émis dans les selles et sont absorbés par des arthropodes : puces, ver de farine, où ils se transforment en larve cysticercoïde dans la cavité générale de l'insecte. Absorbé par l'Homme, l'insecte est digéré, la larve s'évagine, se fixe à la muqueuse jéjunale et devient adulte en 18 à 20 jours (Durieux, 1985). *H. diminuta* a un cycle de vie semblable au cycle indirect d'*H. nana* (Richard, 2016). La figure 22 illustre le cycle évolutif d' *H. diminuta*.

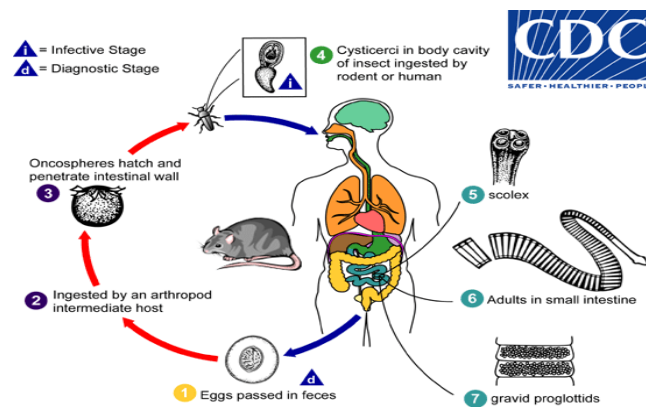


Figure 22. Cycle évolutif d'*H. diminuta* (Anonyme1)

c. Clinique

Cette parasitose reste habituellement asymptomatique. Parfois peuvent survenir des douleurs abdominales, quelques diarrhées, et des manifestations neurovégétatives (Durieux, 1985).

3.2.1.1.2. *Hymenolepis nana*

H. nana, également connu sous le nom *Vampirolepis nana*. Parasite assez courant dans les pays chauds, il est généralement localisé de la dernière partie de l'intestin grêle et se rencontre surtout chez l'enfant, parfois chez l'adulte (Ripert, 2005).

a. Morphologie

• Adulte

Le ver ne mesure que 10 à 15 mm de longueur, quelque fois 20 à 35 mm au maximum (figure 23a), d'où le nom de ténia nain (Ripert, 2005). Le scolex porte quatre ventouses, le rostre est court rétractile et possède une seule couronne de 20 à 30 crochets. Le strobile est filiforme et donne naissance à environ 200 anneaux dont les cinquante derniers sont mûrs (Rifai, 2017). Les anneaux sont toujours plus larges que longs, à pores génitaux unilatéraux, tous placés du même côté (Ripert, 2005), ne contiennent qu'un jeu d'appareils reproducteurs (Marchand, 2014). Le dernier anneau est arrondi à son extrémité postérieure (Genetet et al., 2003).

• Œuf

Il est ovalaire et mesure 30 à 50 μm de diamètre. Il comprend deux enveloppes : une externe, transparente, mince et hyaline. Une interne, ovalaire entoure l'embryon hexacanthé (figure 23b), présente deux mamelons avec deux pôles d'où partent des filaments suspenseurs au nombre de 4 à 8 (Rifai, 2017). Les œufs sont immédiatement infestants, assez fragiles et ne résistent pas plus douzaine de jours dans le milieu extérieur (Genetet et al., 2003).

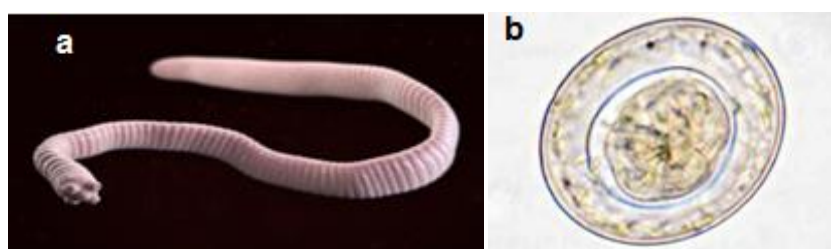


Figure 23. Ver adulte (a) et œuf (b) d'*H. nana* (Anonyme 7 ; Anonyme 6)

• Larve cysticercoïde

Elle a une paroi épaisse et contient une faible quantité de liquide non vésiculé avec un seul scolex invaginé doté de quatre ventouses et d'une couronne de crochets (Rifai, 2017).

b. Cycle évolutif

Le cycle d'*H. nana* chez l'Homme est le plus souvent direct ou monoxène (Rifai, 2017). Les œufs ingérés par aliments souillés ou mains sales, éclosent et libèrent l'embryon hexacanthé qui gagne les villosités du jéjunum et se transforme en une larve dite « cysticercoïde » (figure 24). La larve gagne ensuite l'iléon, se fixe par son scolex à la muqueuse entre les villosités et transforme en adulte en 15 jours à 21 jours (Genetet et al., 2003).

Il existe aussi un cycle indirect ou hétéroxène, occasionnel. L'œuf est avalé par un insecte : ver de farine, blatte, puce, où il va éclore dans la cavité générale. L'embryon hexacanthé se transforme en

larve cysticercoïde, et l'Homme se contamine par ingestion accidentelle de ces insectes (pain insuffisamment cuit) (Durieux, 1985).

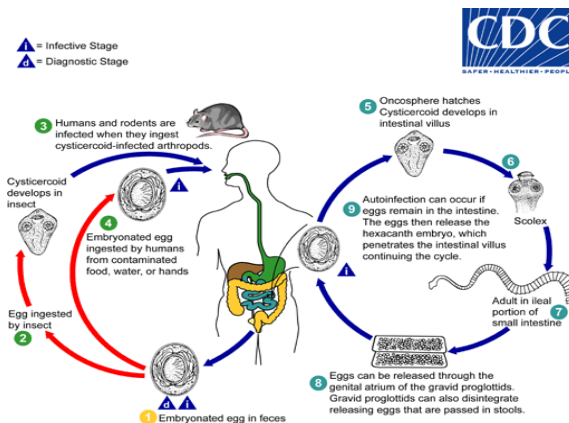


Figure 24. Cycle évolutif d'*H. nana* (Anonyme1)

c. Clinique

Hyménolépidoze est le plus souvent asymptomatique (Genetet et al., 2003). En cas d'infestation importante, des troubles plus graves que ceux attribués aux grands cestodes (Ripert, 2005) : douleurs abdominales, diarrhée et vomissements (Guillaume, 2007).

3.2.2. Némathelminthes

Les Némathelminthes sont caractérisés par un corps cylindriques non segmenté revêtus de téguments durs, leur système digestif est généralement complet. La plupart des espèces sont à sexes séparés, mâles plus petits que les femelles. La plus importante des classes des Némathelminthes est la classe des Nématodes (Guillaume, 2007).

3.2.2.1. Nématodes

Les nématodes sont des vers ronds, généralement de petite taille microscopique. Leur corps est cylindrique non segmenté et effilé à ses deux extrémités. Ils possèdent un tube digestif complet avec une bouche et un anus (Marchand, 2014). La plupart des espèces sont à sexe séparés (Ziam, 2018).

3.2.2.1.1. *Ascaris lumbricoides*

A. lumbricoides, c'est le plus grand nématode intestinal parasite de l'Homme. L'ascaridiose est la parasitose humaine la plus fréquemment rencontrée dans le monde (Ripert, 2005). Sa prévalence est étroitement dépendante du péril fécal, lié au faible développement socio-économique « misère » (Genetet et al., 2003).

a. Morphologie

• Adultes

Les vers adultes sont cylindriques, de couleur blanc-rosé, à cuticule finement striée (figure 25a). La bouche est entourée de trois grosses lèvres, une dorsale et deux ventrales (Ripert, 2005), elle est suivie d'un œsophage musculueux et d'un intestin, puis d'un rectum (Marchand, 2014). La femelle mesure 25 à 30 cm de long (Ripert, 2005), à extrémité postérieure rectiligne (Genetet et al.,2003) et le male 15 à 17 cm (Ripert, 2005), présente une extrémité postérieure typiquement recourbée en crosse (Genetet et al.,2003).

• Œufs

Les œufs fertiles sont de forme ovoïde et présentent une coque brune foncée, épaisse, bosselée en surface. Ils ne sont pas embryonnés au moment de la ponte et mesurent 70- 75 × 60 µm (figure 25b). Les œufs infertiles produits par des femelles non fécondées sont allongés (90 µm de long), clairs, dépourvus le plus souvent de la couche mamelonnée formant la coque de l'œuf (Ripert, 2005). Les œufs sont très résistants dans le milieu extérieur et peuvent survivre plusieurs années, s'ils sont embryonnés, à l'humidité et à l'abri de la lumière (Genetet et al., 2003).

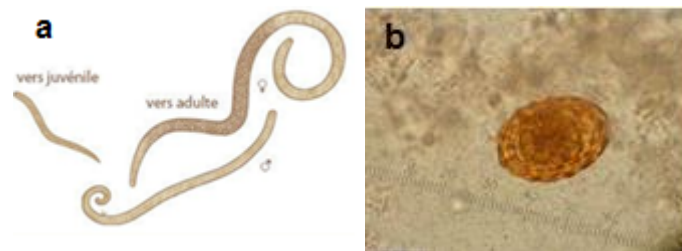


Figure 25. Vers adultes (a) Œuf (b) d'*A. lumbricoides* (Anonyme 8 ; Anonyme 9)

b. Cycle évolutif

Les ascaris adultes vivent à l'intérieur de l'intestin grêle de l'Homme où ils se nourrissent du contenu intestinal. Mâles et femelles copulent et les femelles gravides émettent environ 200 000 œufs non embryonnés (figure 26), éliminés à l'extérieur avec les matières fécales de l'hôte (Ripert, 2005), très résistants à la dessiccation et aux agents chimiques (Marchand, 2014). L'embryogenèse se fait en 15 jours (Genetet et al., 2003), la larve passe par 2 mues pour qu'elle donne naissance à une larve infestante (stade 3) qui persiste à l'intérieur de la coque de l'œuf et reste viable pendant plusieurs mois (Ripert, 2005). L'infestation d'un nouvel hôte se fait par ingestion d'un œuf contenant la larve (L3). Cette larve sort de l'œuf, et traverse la muqueuse intestinale, atteint le foie, puis se rend au cœur et au poumon par la voie sanguine (Ripert, 2005). La troisième mue a lieu dans les poumons et la quatrième dans l'intestin où les larves deviennent adultes (Marchand, 2014).

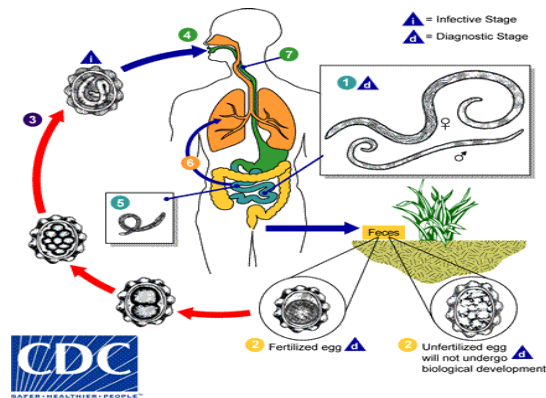


Figure 26. Cycle évolutif d'*A. lumbricoides* (Anonyme1)

c. Clinique

La pathologie due à l'*Ascaris* varie en fonction du stade du parasite et de sa localisation dans l'hôte (Marchand, 2014). La période d'invasion correspond aux migrations larvaires (Ripert, 2005), qui se présente par des manifestations allergiques, du syndrome pulmonaire de Löffler et d'une hyperéosinophilie sanguine importante (Genetet et al., 2003). La période d'état correspond à la phase de localisation dans l'intestin grêle, les troubles observés sont digestifs (douleurs abdominales, anorexie, diarrhées, nausées etc...). Le prurit nasal est assez caractéristique de l'infestation ascaridienne (Ripert, 2005).

3.2.2.1.2. *Enterobius vermicularis*

L'oxyurose est une parasitose digestive cosmopolite due à la présence dans l'intestin de l'Homme d'*E. vermicularis* (Durand et al., 2005). Les oxyures sont plus courants dans les régions tempérées que dans les régions chaudes. On les rencontre plus souvent chez les enfants que chez les adultes (Marchand, 2014).

a. Morphologie

• Adulte

Ce ver est blanc nacré filiforme (figure 27), caractérisé par la présence d'une bouche entourée de trois lèvres rétractiles, d'un bulbe œsophagien bien net et par une extrémité postérieure généralement pointue (Genetet et al., 2003, Marchand, 2014). Le mâle mesure 2 à 5 mm de long sur 0,1 à 0,2 mm de large. Son extrémité postérieure est incurvée ventralement et la femelle mesure 8 à 13 mm de long sur 0,5 mm de large. Son extrémité postérieure est pointue (droite) (Marchand, 2014).

- **Œuf**

Mesure 45 à 55 μm , de forme ovale, avec une face aplatie ce qui leur donne un aspect « asymétrique » et une coque épaisse et transparente non pigmentée (figure 27). A la pointe, les œufs contiennent une masse embryonnaire mobile (Genetet et al., 2003). Habituellement les œufs ne sont pas pondus dans l'intestin de l'hôte, mais restent dans le corps de la femelle jusqu'à ce qu'elle quitte le tube digestif (Marchand, 2014).

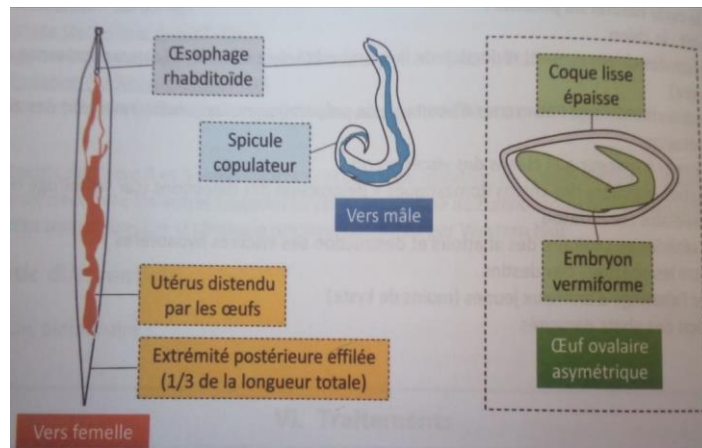


Figure 27. Schéma de vers adultes et d'œuf d'*E. vermicularis* (Valeix, 2016)

- b. Cycle évolutif**

L'Homme s'infecte par ingestion directe d'œufs par contact direct avec les draps contaminés, de la nourriture (Senn et al., 2010) ou par inhalation (Marchand, 2014). Le cycle biologique d'*E. vermicularis* est repris dans la figure 28. Les œufs éclosent dans l'estomac libérant des larves et s'insèrent entre les villosités de l'intestin grêle, muent puis gagnent le cæcum et se transforment en adultes mâles et femelles (Genetet et al., 2003). Les oxyures adultes s'accouplent dans la région iléo-caecale. Puis, les femelles parcourent le côlon jusqu'à la marge anale qu'elles atteignent en principe le soir ou au début de la nuit. Les œufs embryonnés sont alors libérés au niveau des plis radiés de l'anus et sont immédiatement infestants, c'est à dire sans attendre une maturation dans le milieu extérieur (Durand et al., 2005).

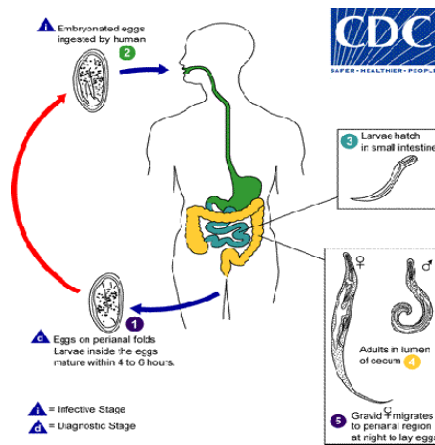


Figure 28. Cycle évolutif d'*E. vermicularis* (Anonyme1)

c. Clinique

Le prurit anal fait l'essentiel du tableau clinique de cette parasitose. Le patient s'en plaint essentiellement le soir au moment du couché. Chez l'enfant, il peut être accompagné de troubles du comportement à type d'irritabilité, de cauchemars et d'insomnies mais aussi de douleurs abdominales et de diarrhées (Durand et al., 2005).

3.2.2.1.3. *Trichuris trichiura*

T. trichiura appelé communément trichocéphale, c'est un parasite hématophage, spécifique de l'Homme (Durieux, 1985), le plus fréquent dans le monde où il arrive avant l'*Ascaris* (Ripert, 1996). La tricocéphalose ou trichuriase est une helminthose intestinale cosmopolite (Durieux, 1985), se rencontre surtout dans les régions tropicales et subtropicales (Marchand, 2014).

a. Morphologie

• Adulte

Le tricocéphale a une morphologie très particulière (Marchand, 2014) : la partie antérieure du ver, dite « céphalique » très effilée, et ne contient que l'œsophage (Genetet et al., 2003) et une partie postérieure caudale plus large, contenant le reste du tube digestif et l'appareil reproducteur (Durieux, 1985). Les mâles mesurent 30 à 35 mm de long (figure 29a), ont une extrémité caudale enroulée ventralement (Marchand, 2014) et présentent un seul spicule copulateur (Genetet et al., 2003). Selon Durieux (1985), les femelles mesurent 35 à 55 mm de long, ont une extrémité postérieure légèrement arquée, large d'environ 0,5 mm (figure 29a).

• Œuf

Mesure environ 50 µm de long sur 25 µm de large, très caractéristique, en forme de citron, brun clair, présentant un bouchon muqueux à chaque extrémité (Genetet et al., 2003), nettement saillants

et des parois latérales lisses et bombées. Sa coque est épaisse, à surface lisse ; la couche intérieure est fine et transparente, la coque extérieure est de couleur jaune à brune (figure 29b, Thienpont, 1995).

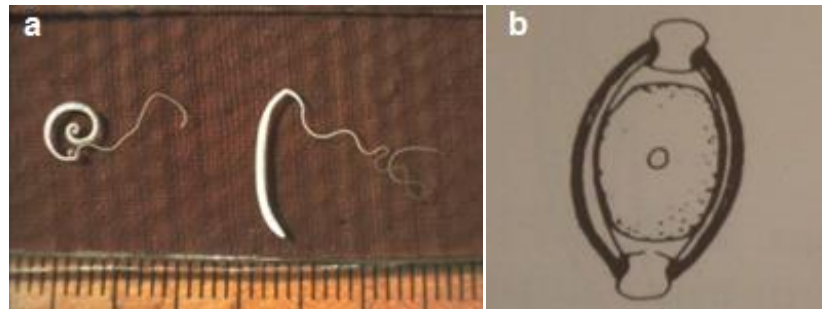


Figure 29. Vers adultes (a) et schéma d'œuf (b) de *T. trichiura* (Anonyme 10 ; Gentilini, 1993)

b. Cycle évolutif

Les œufs sont évacués avec les selles. Ils s'embryonnent en quelques semaines et peuvent rester vivants pendant de nombreux mois si le milieu est humide. L'infestation d'un nouvel hôte se fait par ingestion de ces œufs embryonnés (Marchand, 2014). La trichocéphalose est donc favorisée en premier lieu par les conditions sanitaires défectueuses (Durieux, 1985). Les larves éclosent dans l'intestin grêle et libèrent larves (L2) qui s'enfoncent entre les villosités de la muqueuse iléale où elles muent en larves (L3). Puis elles gagnent la lumière caecale où, après une nouvelle mue, elles se transforment en adulte (Genetet et al., 2003), qui s'accouple et produit des œufs. Il faut généralement quatre mois pour passer de l'œuf à adulte (Marchand, 2014). La figure 30 résume le cycle biologique de *T. trichiura*.

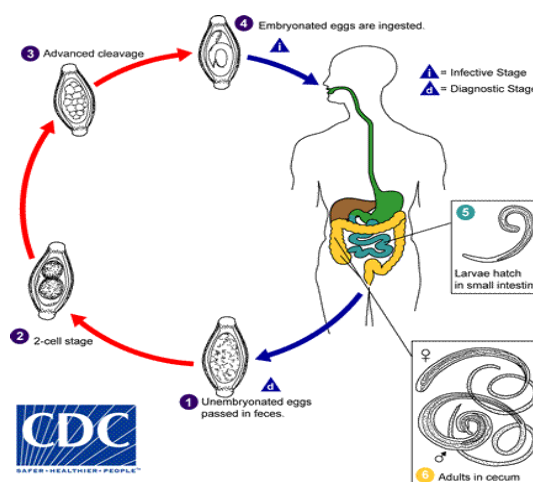


Figure 30. Cycle évolutif de *T. trichiura* (Anonyme1)

c. Clinique

Si l'infestation est faible, les symptômes sont absents. Mais si elle est importante elle peut entraîner une inflammation, une anémie, une diarrhée, la présence de sang dans les selles, une perte de poids et des douleurs abdominales (Marchand, 2014).

3.2.2.1.4. *Trichuris vulpis*

Est le trichocéphale des canidés, a rarement été retrouvé chez l'Homme (James et al., 2002), il peut provoquer une zoonose peu commune (Márquez-Navarr et al., 2012). La figure 31 mis exergue le cycle évolutif ainsi que l'œuf de *T. vulpis*. Cela peut être lié à la fréquence relativement faible de portage par la population canine ou à la possibilité que ces organismes soient mal identifiés à l'examen de routine en raison de leur similarité morphologique avec *T. trichiura*. L'identification correcte de *T. vulpis* dans des échantillons cliniques humains est importante pour garantir que la ou les sources d'infestations canines sont traitées de manière appropriée ou que le contact avec les chiens à éviter (James et al., 2002).

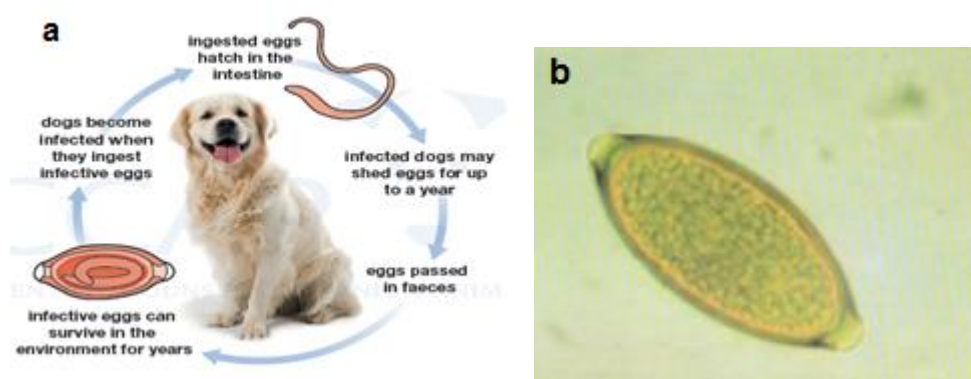


Figure 31. Cycle évolutif (a) et œuf (b) de *T. vulpis* (Anonyme 11 ; Thienpont, 1995)

3.2.2.1.5. *Strongyloïdes stercoralis*

Strongyloïdes est un parasite très répandu dans les régions tropicales et subtropicales du monde. La strongyloïdose est causée par le nématode femelle *S. stercoralis* (Gastroenterol, 2011).

a. Morphologie

• Œufs

Ils mesurent 50 – 58 μm de longueur et de 20 – 35 μm de largeur. De forme ellipsoïde à paroi simple et très fine, contient toujours la larve du stade 1 (figure 32a, Thienpont, 1995).

- **Larves**

Larves L1 rhabditoïdes, non infestantes:

Mesurent de 200 à 300 μm de long sur 15 μm de large (figure 32b). L'œsophage de type rhabditoïde c'est-à-dire à 2 renflements, elles présentent une extrémité postérieure peu effilée. Ces larves sont dépourvues de la gaine. Elles se trouvent dans les selles des patients contaminés (Guillaume, 2007, Thienpont, 1995).

Larves L3 filariformes ou strongyloïdes, infestantes :

Mesurent 500 à 600 μm de long sur 15 μm de large. L'œsophage de type strongyloïde c'est-à-dire à 1renflement, elles présentent une extrémité postérieure tronquée (figure 32b). La larve perd sa gaine lorsqu'elle devient infestante (Guillaume, 2007).

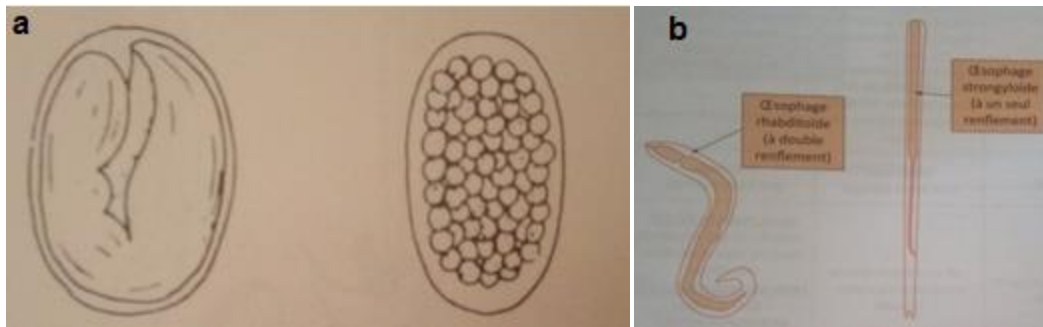


Figure 32. Schéma d'œuf (a) et des formes larvaires (b) de *S. stercoralis* (Gentilini, 1993, Valeix, 2016)

- **Femelles parthénogénétiques**

Mesurent 2-3 mm de long sur 35 μm de large. L'utérus pouvant contenir 5 à 9 œufs embryonnés et elles présentent une extrémité arrondie (Buffaz et al., 2014).

- **Adultes stercoraux**

L'œsophage rhabditoïde à 2 renflements. Selon Buffaz et al. (2014), le mâle de *S. stercoralis* mesure 700- 800 μm de long sur 40 μm , à extrémité recourbée avec 2 spicules (figure 33a). La femelle mesure 1 mm de long sur 50 μm , à extrémité effilée (figure 33b).

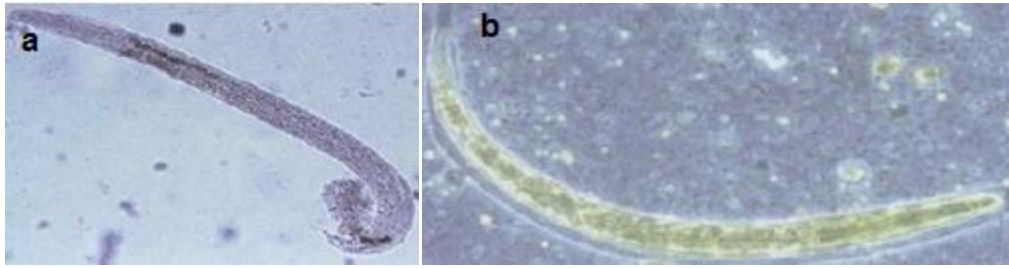


Figure 33. Anguillule mâle (a) et femelle (b) (Guillaume, 2007)

b. Cycle évolutif

La figure 34 montre les deux cycles évolutifs (saprobe et parasitaire) de *S. stercoralis*. Le cycle de vie de *Strongyloides* comprend essentiellement deux parties: un cycle de vie libre (saprobe) qui se déroule dans le milieu extérieur sous forme de larves de rhabditif et un cycle de vie parasite sous forme de larves filariformes infectieuses (filaires) (Gastroenterol, 2011). Il commence par la pénétration transcutannée des larves strongyloïdes femelles (en marchant sur le sol mouillé) (Calcagno et Lacroix, 2005) qui passent dans les vaisseaux sanguins, puis atteignent les poumons, ainsi l'intestin grêle et deviennent adultes. Après l'accouplement des mâles et femelles, la femelle parthénogénétique pond ses œufs embryonnés (Marchand, 2014). L'éclosion de ces œufs dans l'intestin de l'Homme, donne naissance à des larves Rhabditoïdes, qui prend 3 possibilités :

- Autoinfestation : Les larves Rhabditoïdes se transforment en larves strongyloïdes, traversent la paroi intestinale, et deviennent adultes dans le duodénum (Guillaume, 2007).
- Cycle court asexué : Dans le milieu extérieur, les larves Rhabditoïdes se transforment en larves strongyloïdes et pénètrent directement dans un nouvel hôte (Marchand, 2014).
- Cycle long sexué: Dans le milieu extérieur, les larves Rhabditoïdes se transforment en larves strongyloïdes puis en adultes mâles et femelles qui s'accouplent et vont donner des œufs. La larve Rhabditoïde sortant de l'œuf se transforme en strongyloïde, qui pénètre par voie transcutannée chez son hôte (Guillaume, 2007).

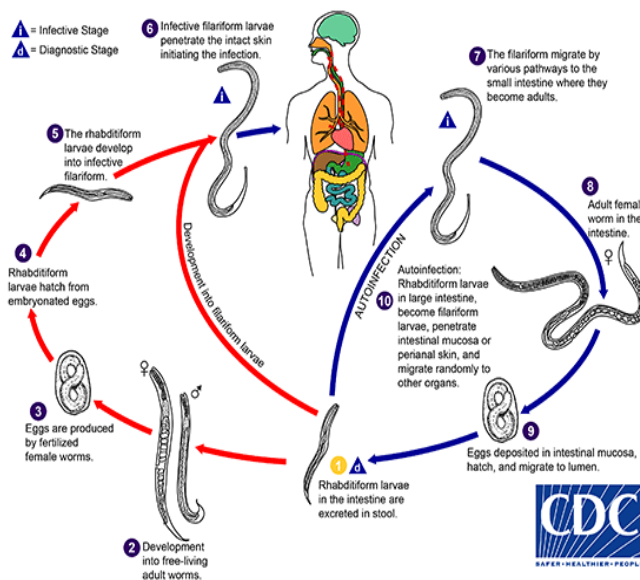


Figure 34. Cycle évolutif de *S. stercoralis* (Anonyme1)

c. Clinique

Les infestations à *S. stercoralis* entraînent généralement des symptômes cutanés, gastro-intestinaux ou pulmonaires (Mikrobiyol, 2009), et pouvant provoquer un syndrome d'hyper-infestation et une infestation disséminée plusieurs années après l'exposition (Segarra, 2007).

Prophylaxie

Pour éviter toute une contamination digestive, il faut appliquer:

- Prophylaxie individuelle: Elle est basée essentiellement sur le lavage des mains, des fruits et légumes (Buffaz et al., 2014).
- Prophylaxie collective: Elle est basée sur la lutte contre le péril fécal et l'interdiction d'utilisation d'engrais humains (Buffaz et al., 2014).

Pour éviter la contamination transcutanée par *S. stercoralis*, il faut appliquer:

- Prophylaxie individuelle: par le port de chaussures fermées en zone d'endémie (Buffaz et al., 2014).
- Prophylaxie collective: par la réduction des sources d'infestation et la lutte contre le péril fécal (Buffaz et al., 2014).

Chapitre 2 : Matériels et Méthodes

1. Site d'échantillonnage

La Mitidja est un ensemble de terres très fertiles et à faibles pentes (Anonyme, 2017), elle est une plaine peuplée de plus de 20 habitants au kilomètre carré avant 1830 (Bouziane, 2019). La Mitidja joue un grand rôle sur le plan économique et agricole grâce à sa situation stratégique, sa proximité de la capitale, son accessibilité, son climat favorable, la diversité des cultures appliquées (arboriculture, cultures maraîchères) et la facilité de transport de la marchandise (Mokadem, 2016).

1.1. Situation géographique

La plaine de la Mitidja englobe les wilayas d'Alger, Blida, partiellement celles de Tipaza et Boumerdes. Elle est située au sud d'Alger (Mokadem, 2016). Sa position géographique est de 36° 36' nord, 2° 54' est. C'est une plaine plus ouverte à l'est, elle est bordée au nord par les basses collines du Sahel, elle s'étend sur une superficie de 1450 km² (Hadjoudj et al., 2014) et une superficie agricole de 120.000 ha à 130.000 ha et elle est limitée au sud par la haute chaîne du Tell (Bouziane, 2019). La figure 35 montre les limites de la nappe de la Mitidja.

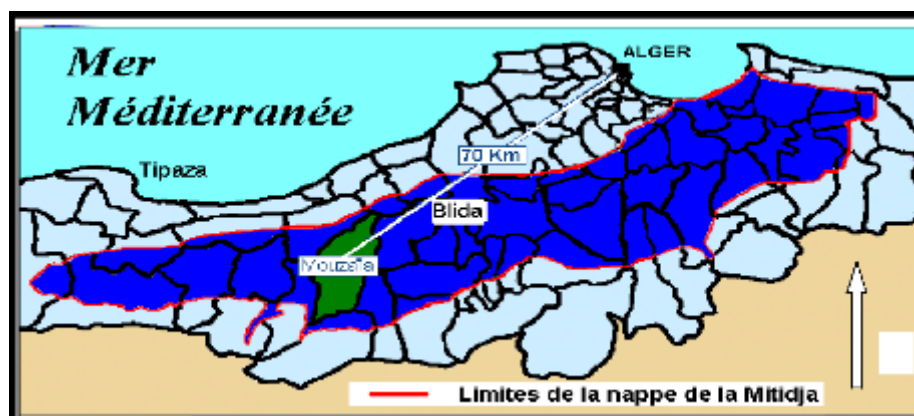


Figure 35. Carte de la situation géographique de la plaine de la Mitidja (Anonyme 12)

1.2. Climat de Mitidja

La plaine de la Mitidja est soumise à un climat régional subhumide littoral caractérisant l'ensemble des plaines côtières. Les valeurs des précipitations de la région varient de 284 mm à 951mm par an, concentrées sur une période pluvieuse d'Octobre en Février. La température moyenne annuelle varie de 16,1 à 18 °C. La plaine de la Mitidja se situe au Nord de l'Atlas Blidéen (1620 m, pic de Chréa), qui la protège de l'influence saharienne. Elle se trouve par sa position géographique soumise à l'influence du régime climatique méditerranéen (Mokadem, 2016).

2. Lieu de stage

Il s'agit d'une étude descriptive concernant les examens parasitologiques des selles des personnes de la région de Mitidja, s'est déroulée au laboratoire d'hygiène de la wilaya de Blida et aussi au laboratoire de la clinique privé El-rahma à Bouismail de la wilaya de Tipaza, pendant une période de 13 semaines, allant de 03 Mars 2019 à 10 Juin 2019.

3. Matériels

3.1. Echantillonnage

Nous avons choisi 4 types d'échantillons de selles humains afin de faire une cartographie des parasites digestifs chez l'Homme dans la région de Mitidja. A cet effet, nous avons collecté 603 selles provenant des 4 groupes d'étude :

a. Laboratoire d'hygiène et de santé publique de Blida (LHSPB)

Le laboratoire d'Hygiène et de santé publique de Blida réalise des enquêtes périodiques sur le parasitisme digestif au niveau des résidences universitaires, direction des cadets de la nation, la direction générale des prisons et de la réinsertion et aussi le personnel de la zone militaire de l'armée. A cet effet, chaque matin, nous avons analysées les selles qui ont été orienté au LHSPB. Pendant notre période d'investigation, un total de 290 selles a été collecté.

b. Laboratoires privés d'analyses médicales (LPAM)

145 selles provenant des 5 LPAM, dont 100 selles ont été récupérées des 3 LPAM de la commune de Bou-ismail de la wilaya de Tipaza et analysées au niveau de laboratoire de la clinique privée Al-rahma à Bou-ismail et les 45 selles provenant des 2 autres LPAM de Blida sont acheminés au laboratoire d'hygiène et de santé publique afin de les analysées.

On récupère les selles provenant des LPAM et les fiches de renseignements des patients (voir annexe II) le lendemain de leurs mises, placées dans des boîtes hermétiques, à 4°C pour conserver les kystes des protozoaires et les œufs d'helminthes.

c. Ecole primaire Belkess Kedour d'Ouled yaich (EPBK)

Le choix de L'EPBK est motivé par le caractère Bidonville de la cité Kef el-hmam qui entoure l'école à Ouled yaich. Nous avons collecté 68 selles d'enfants âgés de 5 à 8 ans scolarisés en 1^{ère} année primaire (AP), 2^{ème} AP et 3^{ème} AP. Nous avons expliqué aux élèves l'objectif de notre travail et les selles ont été recueillies après accord des parents. Chaque enfant a été pourvu d'une

fiche de renseignements portant l'identité de chaque élève (nom, prénom, et l'adresse personnelle), ainsi que l'explication de méthode du prélèvement d'autre part (voir annexe II). La collecte des selles s'est déroulée sur deux jours consécutifs après convocation des parents d'élèves et l'analyse se fait durant une semaine. Les parents d'élèves ont reçus les résultats des EPS de leurs enfants sur des fiches (voir annexe II).

d. Service psychiatrique du l'établissement hospitalier Frantz-Fanon-Blida (E.H.S.Frantz Fanon)

Nous avons effectué l'analyse parasitologique des selles au sein d'un échantillon de 100 malades mentaux provenant du territoire national chroniques et cures libres de l'hôpital Frantz-Fanon-Blida, du sexe masculin et de l'âge varie entre 24 ans et 90 ans.

Les selles ont été collectés le jour même de leur défécation ensuite elles ont été acheminés vers le laboratoire d'hygiène et de santé publique de Blida pour les analysées.

➤ Recueil des prélèvements

Chaque parent d'élève de l'EPBK et personnel de l'E.H.S/Psychiatrie Frantz Fanon reçoit un pot propre et sec pour la mise du selle et étiqueté pour remplir les informations des personnes concernées à l'analyse parasitologique des selles.



Figure 36. Pot pour prélèvement individuel de selle (originale 2019)

4. Méthodes

4.1. Examen parasitologique des selles

La coprologie parasitaire est un examen de base consistant à examiner les selles sur le plan macroscopique et microscopique (Guiguen, 2012), son objectif est de rechercher des éléments parasitaires (Irola, 2010) sur leur différentes formes : kystes, formes végétatives, oocystes, spores, œufs, larves, vers adultes ou anneaux dans les matières fécales (Anaes, 2003). Il s'agit de la méthode de choix pour dépister et confirmer une parasitose (Irola, 2010).

4.1.1. Examen macroscopique

Il ne doit pas être négligé, car c'est un bon élément d'orientation (Gentilini et al., 1983). Il précise l'aspect des selles (selle afécale, liquidienne, pâteuse, moulée, dure), la présence d'éléments non fécaux (sang, mucus, glaire), la présence d'helminthes adultes à la surface des selles comme les anneaux de *Taenia* ou vers adultes d'*E. vermicularis*, ou d'*A. lumbricoides* (Rousset, 1993).

4.1.2. Examen microscopique

Il constitue l'étape essentielle de la recherche des éléments parasitaires dans les selles et comprend des méthodes quantitatives et qualitatives (Gentilini et al., 1983).

4.1.2.1. Examen direct à l'état frais

Il permet d'observer les formes végétatives d'amibes et de flagellés tout en étudiant leurs caractères de mobilité, repérer les larves vivantes d'anguillule et renseigne sur l'état de la digestion et permet aussi de trouver la plupart des kystes de protozoaires et œufs d'helminthes (Nanfah, 2008). Il peut être faussement négatif en cas de faible parasitisme (Gentilini et al., 1983).

A l'aide d'un écouvillon on prélève une petite quantité de selles, environ 0,2 g, en superficie et en profondeur à différents endroits en privilégiant les zones où des anomalies sont patentées (mucus sanglant). Ces petites particules de matière fécale sont diluées dans de l'eau physiologique et giter et laisser sédimenter (figure 37). A l'aide de l'écouvillon, on prélève une goutte de la suspension qu'on monte entre lame et lamelle. L'observer et la recherche d'éléments parasite se fait sous microscope optique grossissement 10X puis 40X.



Figure 37. Dilution de la selle dans l'eau physiologique pour l'examen à frais (originale 2019)

4.1.2.2. Examen direct après coloration

Il est utilisé pour identifier les kystes de protozoaires (surtout ceux des amibes) dans des selles, et permet de mieux visualiser certains éléments d'identification : vacuole, noyau, caryosome (MemoBio, 2018).

Il consiste à ajouter une goutte de Lugol à 2% (commercial), de bleu de méthylène et du May Grünwald au montage préparé pour l'examen direct, et qu'on observe au microscope (figure 38).

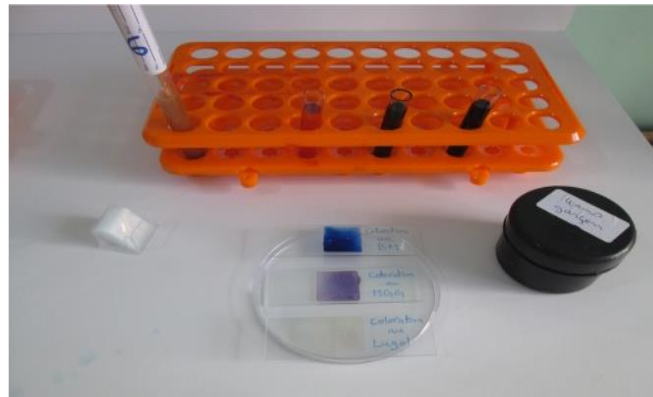


Figure 38. Préparation d'une coloration de selles pour l'examen à frais (originale 2019)

4.1.2.3. Examen microscopique après concentration

Les techniques de concentration permettent d'isoler un nombre maximum de kystes et d'œufs d'helminthes avec un minimum de résidus (Ouraiba et Seghir, 2014). Elles se répartissent en deux groupes:

- Les méthodes physiques ou monophasiques.
- Les méthodes physico-chimiques ou diphasiques.

4.1.2.3.1. Méthodes physiques :

Basées sur des principes de concentration physique : différence de densité entre les débris et les parasites (Buffaz et al., 2014). Selon que les selles soient diluées dans un liquide de faible densité à celle du parasite, on parle donc d'une concentration par sédimentation (exemple : méthode de Faust), ou dans un liquide à forte densité à celle du parasite, on parle donc d'une concentration par flottation (exemple: méthode de Willis) (Trabelsi et al., 2012).

- **Concentration par flottation**

Le principe consiste à diluer une quantité de selles dans une solution dense afin de faire flotter les éléments parasitaire, ensuite le filtrat est transvasé dans un tube à essai de 20 ml afin de concentrer les éléments parasitaires sur une petite surface (Bowmann, 2014). Nous avons utilisé 3 différentes

solutions de flottation : la solution de chlorure de sodium, la solution de saccharose et la solution de zinc (voir annexe II, figure 39). Les caractéristiques des 3 solutions sont mises en exergue dans le tableau 3.

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

Solution	Densité	Avantages	Inconvénients	Préparation
Sucre de cuisine (Sheather)	1,27	-Peu couteux, -Facile à préparer -Préserve la forme des œufs de nématodes -Indiqué pour les Cryptosporidium	-Trop visqueuses -Collante. -Risque de contamination par des moisissures	-800 g de sucre -1000 ml d'eau -20 ml de formol du commerce
Chlorure de sodium	1,20	-Très peu couteux -Facile à préparer	-Corrosif -Remonte presque uniquement les kystes de coccidies -Tendance à former des cristaux -Déformation importante des œufs	-400 g de sel NaCl -1000 ml d'eau
Chlorure de zinc	1,50	-Efficacité comparable à l'iodo mercurate de potassium	-Remonte importante de débris. -Stimule les larves -Perturbe la lecture	-880 g (ZnCl ₂) -1000 ml d'eau

(ANOFEL 2017)

La figure 41 montre les différentes étapes de la technique de flottation et concentration. Elle consiste à peser 1 g de selles (a), qu'il faut diluer dans 30 ml de la solution de chlorure de sodium, ou la solution de saccharose ou la solution de zinc (b). L'ensemble est trituré dans une boîte à pétri ensuite filtré à travers une compresse de gaze (c). La suspension fécale obtenue est versée dans un tube à essai de 20 ml (d) jusqu'à obtenir un ménisque convexe (e). On dépose une lamelle sur le tube et on laisse reposer pendant 15 min (f). La lamelle est ensuite retirée et déposée sur une lame porte objet qu'on examine au microscope (g). On utilise le grossissement le plus faible qui permet d'avoir sous les yeux un champ de diamètre maximal pour examiner toute la surface de la

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



Figure 39. Les solutions de flottation utilisées pour la concentration des parasites digestifs (originale 2019)



Figure 40. Préparation du matériel et de l'échantillon pour la technique de flottation et concentration (originale 2019)

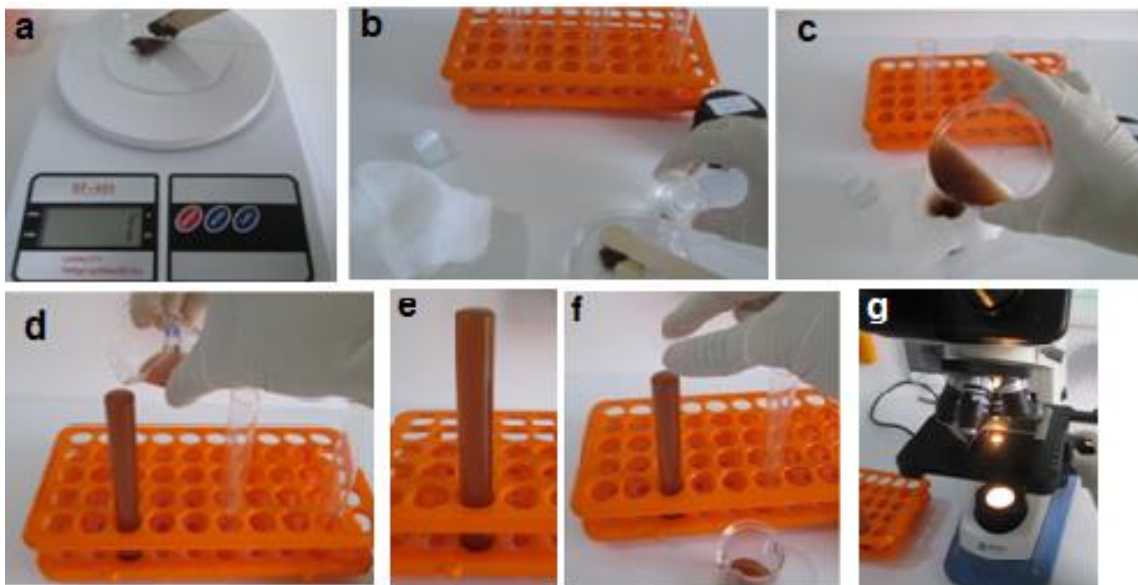


Figure 41. Les différentes étapes de la technique de flottation et concentration (originale 2019)



Figure 42. Matériels utilisés pour l'examen parasitologique des selles (originale 2019)

5. Analyse statistique

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

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

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

Trois types de test du χ^2 peuvent être distingués :

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

La régression logistique, qui est une technique permettant d'ajuster une surface de régression à des données lorsque la variable dépendante est dichotomique (présence ou absence de parasites intestinaux), a été appliquée pour savoir quels sont les facteurs liés à la prévalence du portage et ensuite la force de liaison a été quantifiée par le rapport des cotés correspondant à chaque facteur. Il s'agit en fait de connaître les facteurs associés à un phénomène (ici l'occurrence de portage

d'helminthes ou protozoaires) en élaborant un modèle de prédiction. La popularité de cette méthode est bien connue dans les sciences de la santé et en sciences humaines, où la variable à prédire est la présence ou l'absence d'une maladie, d'un symptôme ou d'un phénomène. Elle paraît comme la méthode de choix en épidémiologie. La régression logistique n'exige pas que les prédicteurs soient distribués normalement, linéaires ou qu'ils possèdent une variance égale entre chaque groupe.

Cependant, la régression logistique n'est intéressante que lorsque la plupart des facteurs ont un effet significatif sur la variable réponse d'intérêt, ici le portage parasitaire, helminthes et protozoaires. C'est là qu'on cherche à identifier et quantifier les facteurs de risque versus protecteurs.

En définitive, 2 logiciels statistiques ont été exploités en vue de réaliser les différents tests précédemment cités, à savoir SPSS (Statistical Package for the Social Sciences) version 22 et enfin le logiciel gratuit R dernière version (R core team, 2019). Quel que soit le logiciel utilisé, y compris pour la statistique descriptive, toutes les modalités des variables ont été alpha-numériquement codifiées. Dans tous les cas, comme prélude à l'analyse statistique, les fichiers ont été préparés par le tableur Microsoft Excel 2007.

Chapitre 3 : Résultats et discussion

3.1. Résultats

3.1.1. Nombre total de selles traitées par technique coprologique

Au cours de cette étude, nous avons traité 603 selles provenant de 4 structures de diagnostic des maladies humaines. Un total de 245 selles provient de personnes cliniquement suspectes à antécédents parasitaires et 358 issues de personnes cliniquement saines (tableau 4). Toutes les selles ont été traitées avec 4 techniques de diagnostic coprologique, l'examen à frais, la concentration par flottation dans une solution sel de cuisine (densité = 1,20), la solution de sucre (densité = 1,27) et la solution de chlorure de zinc (densité = 1,50). Nous avons réalisé au total 2412 examens microscopiques, le tableau 4 montre le nombre total de selles traitées par technique coprologique. Tableau 4. Nombre total de selles traitées par technique coprologique.

Site de prélèvements	Frais	NaCl	Sucre	Zinc	Total
LHSPB	290	290	290	290	1160
LPAM	145	145	145	145	580
EPBK	68	68	68	68	272
E.H.S. Frantz Fanon	100	100	100	100	400
Total	603	603	603	603	2412

3.1.2. Nombre et prévalence des personnes parasitées en fonction de la technique de diagnostic

Le nombre et la prévalence des personnes parasitées en fonction de la technique coprologique sont mis en exergue dans le tableau 5. La solution saturée de zinc permet de faire flotter le maximum d'éléments parasitaires (97,00 %) par rapport aux 3 autres techniques ($P < 0,001$). Le nombre positif est élevé avec la solution de flottation de saccharose (53,93 %) comparativement à celle du chlorure de sodium (45,69 %) et à l'état frais (40,45 %), l'analyse statistique a montré une différence significative ($P > 0,05$). La solution de flottation au NaCl fait flotter plus d'éléments parasitaires soit 45,69 % comparativement à l'examen à frais ($P > 0,05$).

Tableau 5. Nombre et prévalence des personnes parasitées en fonction de la technique coprologique.

Site de prélèvements	Frais	NaCl	Sucre	Zinc
LHSPB	56	58	70	144
LPAM	9	11	11	25
EPBK	10	13	13	23
E.H.S. Frantz Fanon	33	40	50	67
Total	108	122	144	259
% des positifs	40,45	45,69	53,93	97

3.1.3. Répartition des parasites retrouvés

La solution saturée de zinc permet de faire flotter le maximum des protozoaires (32,44 %) et d'helminthes (10,33 %) par rapport aux solutions de flottation de saccharose, de chlorure de sodium, et l'examen à frais (figure 43).

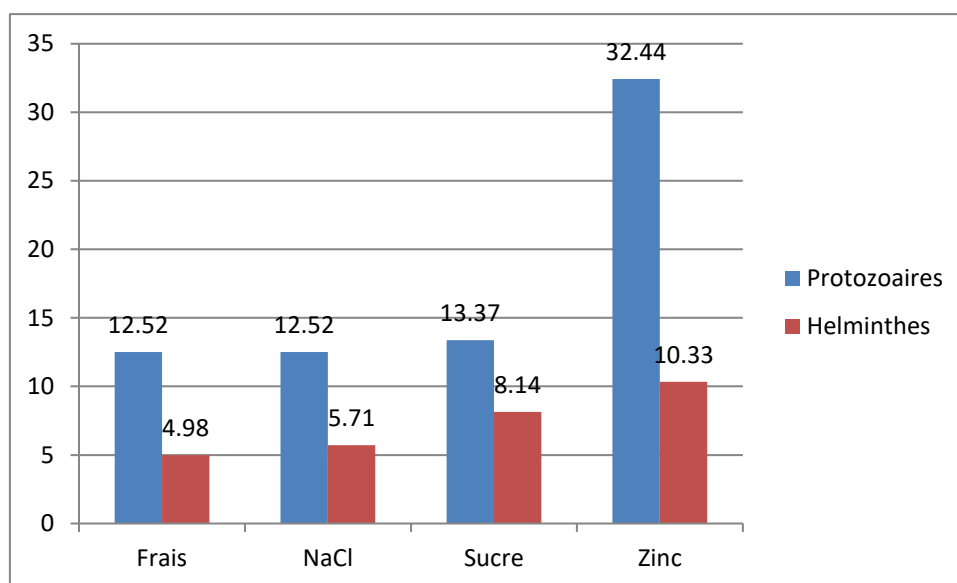


Figure 43. Taux des protozoaires et helminthes en fonction de la technique coprologique

- **Patients du laboratoire d'hygiène et de santé publique de Blida (LHSPB)**

La prévalence des différents parasites digestifs chez les patients du LHSPB en fonction de la technique de diagnostic utilisée est mise en évidence dans le tableau 6. Il ressort que le parasitisme est très élevé chez les patients cliniquement sains (tableau 6). La solution de flottation de zinc a permis de diagnostiquer plus de parasites digestifs 49,66 % par rapport aux solutions de flottation de saccharose, de chlorure de sodium, et à l'examen à frais (tableau 6). Tous les parasites ont été mis en évidence par la solution saturée de zinc excepté *T. intestinalis* (figure 44 et 57) qui a été mis en évidence uniquement à l'état frais (tableau 6). *B. coli* (figure 45), *H. diminuta* (figure 62) et *H. nana* (figure 63) n'ont pas été mis en évidence à l'état frais (tableau 6). *E. histolytica* (figure 46 et 60) et *E. hartmanni* (figure 47) ont été diagnostiqués uniquement chez les patients du LHSPB. La prévalence du parasitisme digestif avec la solution de flottation de zinc chez les patients cliniquement sains est importante pour *E. nana* soit 17,63 %, *B. hominis* soit 12,99 % et *E. coli* soit 12,53 %. Les autres parasites ont montré une prévalence relativement faible allant de 0,23 à 1,16 % (tableau 6).

Tableau 6. Prévalence des parasites digestifs chez les patients du LHSPB en fonction des techniques coprologiques.

LHSPB	Frais	NaCl	Sucre	Zinc
Négatifs	80,69	80	75,86	50,34
Positifs	19,31	20	24,14	49,66
<i>G. intestinalis</i>	0,46	0,70	0,23	0,70
<i>T. intestinalis</i>	0,23	0	0	0
<i>E. histolytica</i>	0,23	0	0	0,23
<i>E. coli</i>	3,02	3,02	6,03	12,53
<i>E. nana</i>	5,34	7,19	6,73	17,63
<i>E. hartmanni</i>	0,46	0,46	0,23	1,16
<i>P. butschlii</i>	0,23	0	0,23	0,23
<i>B. coli</i>	0	0	0	0,23
<i>B. hominis</i>	6,73	5,57	6,03	12,99
<i>H. nana</i>	0	0,23	0,23	0,23
<i>H. diminuta</i>	0	0	0,23	0,23



Figure 44. *T. intestinalis* G X 40 (originale 2019)



Figure 45. Kyste de *B. coli* G X 40 (originale 2019)

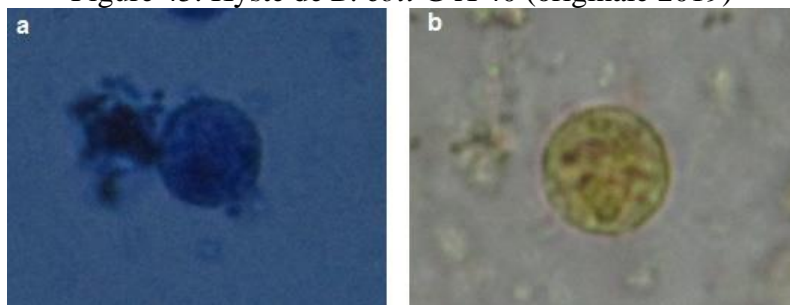


Figure 46. Kyste d'*E. histolytica* après coloration au bleu de méthylène (a), après coloration au lugol (b) G X 40 (originale 2019)

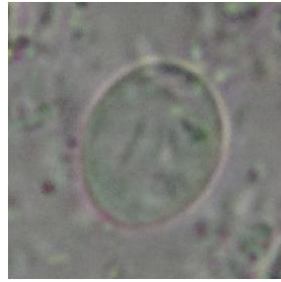


Figure 47. Kyste d' *E. hartmanni* G X 40 (originale 2019)

- **Patients des laboratoires privés d'analyses médicales (LPAM)**

La prévalence des différents parasites en fonction des 4 techniques coprologiques sont mis en exergue dans le tableau 7. Nous avons mis en évidence dans la solution de Zinc 3 helminthes soit une prévalence de 6,45 % contre 5 protozoaires parasites digestifs soit une prévalence de 41,93 %. Les helminthes digestifs incriminés dans les infestations digestifs par ordre décroissants par la solution de Zinc sont *E. vermicularis*, (3,23 %, figure 48 et 64), *A. lumbricoides* (1,61 %, figure 49), *H. nana* (1,61 %). L'analyse statistique a montré qu'*E. vermicularis* est plus prévalent par rapport aux autres helminthes. Parmi les protozoaires mis en évidence chez les patients des LPAM, *E. nana* a montré une fréquence de 20,97 % par rapport aux autres protozoaires. En revanche *G. intestinalis*, *E. coli* (figure 50), *B. hominis* et *B. coli* ont été mis en évidence avec une fréquence inférieur à 10 % (tableau 7). *A. lumbricoides* a été mis en évidence uniquement par la solution saturée de zinc (tableau 7).

Tableau 7. Prévalence des parasites digestifs chez les patients des LPAM en fonction des techniques coprologiques.

LPAM	Frais	NaCl	Sucre	Zinc
Négatifs	93,79	92,41	92,41	82,76
Positifs	6,21	7,59	7,59	16,55
<i>G. intestinalis</i>	6,45	3,23	4,84	6,45
<i>E. coli</i>	0	3,23	0	8,06
<i>E. nana</i>	4,84	6,45	8,06	20,97
<i>B. coli</i>	0	1,61	0	0
<i>B. hominis</i>	0	0	1,61	6,45
<i>H. nana</i>	0	0	1,61	1,61
<i>E. vermicularis</i>	3,23	3,23	3,23	3,23
<i>A. lumbricoides</i>	0	0	0	1,61

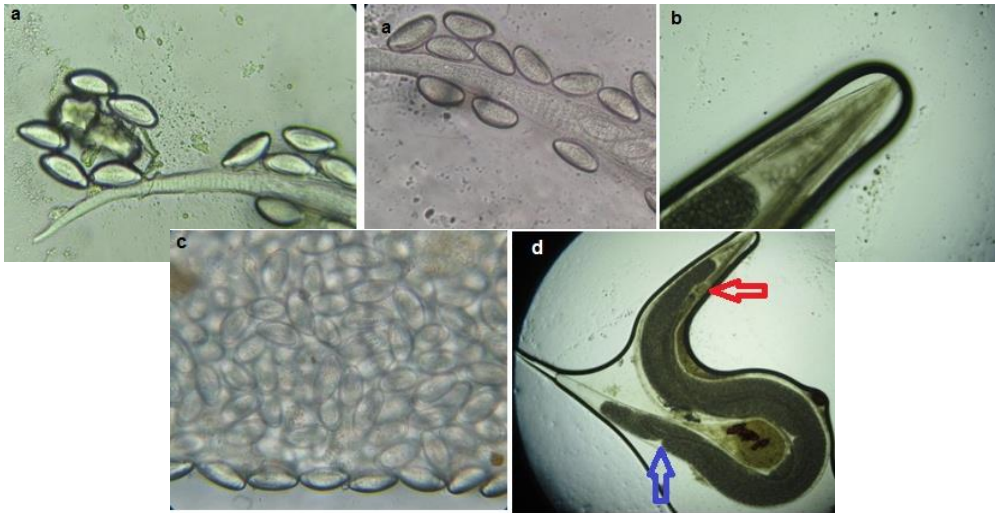


Figure 48. Partie postérieure (a) G X 40, partie antérieure (b) G X 10, œufs dans l'utérus (c) G X 40, femelle (d) flèche rouge orifice vulvaire, flèche bleue orifice anal d'*E. vermicularis* GX 4 (originale 2019)

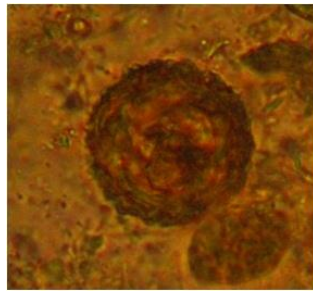


Figure 49. Œuf d'*A. lumbricoïdes* G X 40 (originale 2019)

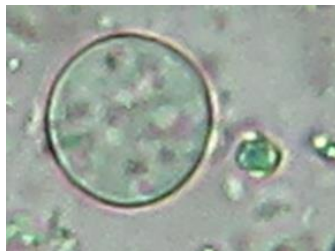


Figure 50. Kyste d'*E. coli* G X 40 (originale 2019)

- **Elèves de l'école primaire d'Ouled yaich (EPBK)**

Chez les élèves de l'école Belkess kedour, il a été identifié un parasitisme à 5 protozoaires et un helminthe (tableau 8). La prévalence des protozoaires identifiée par ordre décroissant sont *G. intestinalis* (figure 51 et 59, 13,64 %), *E. nana* (figure 52) et *B. hominis* (figure 61, 12,12 %), *E. coli* et *P. butschlii* (figure 53) ont été identifiés avec une prévalence de 1,52 %. Tous les parasites précités ont été mis en évidence avec des taux variables et la solution de flottation de zinc a permis de diagnostiquer plus de parasites digestifs 33,82 % par rapport aux solutions de flottation de chlorure de sodium, de saccharose et à l'examen à frais ($P < 0,001$, tableau 8). De plus *E. coli* a été

mis en évidence seulement dans la solution de zinc (tableau 8). La solution de NaCl a montrée une prévalence similaire à celle du saccharose ($P>0,05$).

Tableau 8. Prévalence des parasites digestifs chez les élèves de l'EPBK en fonction des techniques coprologiques.

EPBK	Frais	NaCl	Sucre	Zinc
Négatifs	85,29	80,88	80,88	66,18
Positifs	14,71	19,12	19,12	33,82
<i>G. intestinalis</i>	12,12	12,12	10,61	13,64
<i>E. coli</i>	0	0	0	1,52
<i>E. nana</i>	1,52	3,03	4,55	12,12
<i>P. butschlii</i>	1,52	0	1,52	1,52
<i>B. hominis</i>	1,52	4,55	3,03	12,12
<i>E. vermicularis</i>	0	0	1,52	1,52

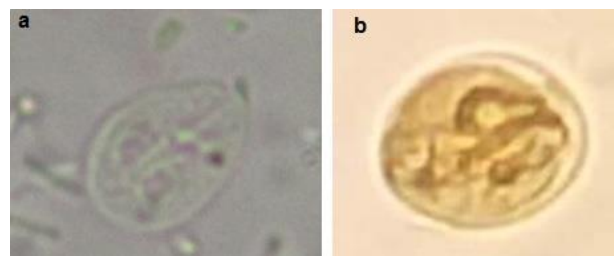


Figure 51. Forme végétative (a) et kyste après coloration au lugol (b) de *G. intestinalis* G X 40 (originale 2019)

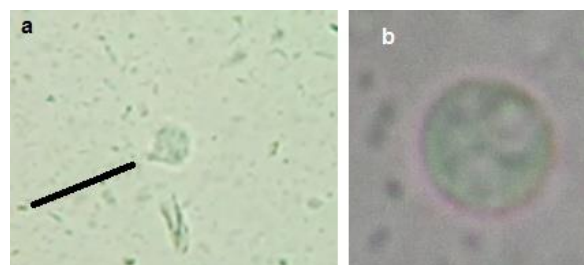


Figure 52. Forme végétative (a) et kyste d'*E. nana* G X 40 (originale 2019)



Figure 53. Kyste de *P. butschlii* G X 40 (originale 2019)

- **Patients du service psychiatrique de l'établissement hospitalier Frantz-Fanon-Blida (E.H.S. Frantz Fanon)**

Nous avons examiné des patients provenant de 5 services de l'E.H.S. Frantz Fanon, l'analyse statistique a révélé une différence significative concernant le parasitisme digestif entre les 5 services

($p < 0,0001$). Chez les patients du service psychiatrique de l'E.H.S. Frantz Fanon, le parasitisme digestif a été relativement élevé avec 10 parasites, dont 4 helminthes et 6 protozoaires (tableau 9). La prévalence globale a été de 67 % avec le chlorure de zinc, 50 % avec la solution de saccharose, 40 % avec le NaCl et 33 % pour l'état frais. L'analyse statistique a montrée une différence significative dans le taux de détection entre les 4 techniques ($P < 0,001$). *T. trichiura* (figure 54, 55 et 65) a été le parasite le plus prévalent chez les patients avec un taux de 22,73 %. La prévalence de *T. vulpis* (Figure 55 et 66) est 4 fois moindre par rapport à *T. trichiura* ($P < 0,001$). Les autres parasites ont montrés une prévalence faible inférieure à 5%. *S. stercoralis* (figure 56 et 57) a été mis en évidence avec une prévalence de 0,38 % à l'état frais (tableau 9). *C. mesnili* (figure 58) et *P. butschlii* ont été identifiés avec la solution de chlorure de zinc avec une prévalence de 0,38 %.

Tableau 9. Prévalence des parasites digestifs chez les patients du service psychiatrique de l'E.H.S. Frantz-Fanon en fonction des techniques coprologiques.

E.H.S. Frantz Fanon	Frais	NaCl	Sucre	Zinc
Négatifs	67	60	50	33
Positifs	33	40	50	67
<i>T. intestinalis</i>	1,52	0	0	0,38
<i>C. mesnili</i>	0	0	0	0,38
<i>E. coli</i>	0	0	0,38	1,89
<i>E. nana</i>	1,52	0,76	0	1,14
<i>P. butschlii</i>	0	0	0	0,38
<i>B. hominis</i>	1,89	2,27	1,14	2,27
<i>E. vermicularis</i>	0,38	0,38	0,38	0,76
<i>T. trichiura</i>	10,23	12,50	17,42	22,73
<i>T. vulpis</i>	3,79	3,79	5,30	6,06
<i>S. stercoralis</i>	0,38	0	0	0

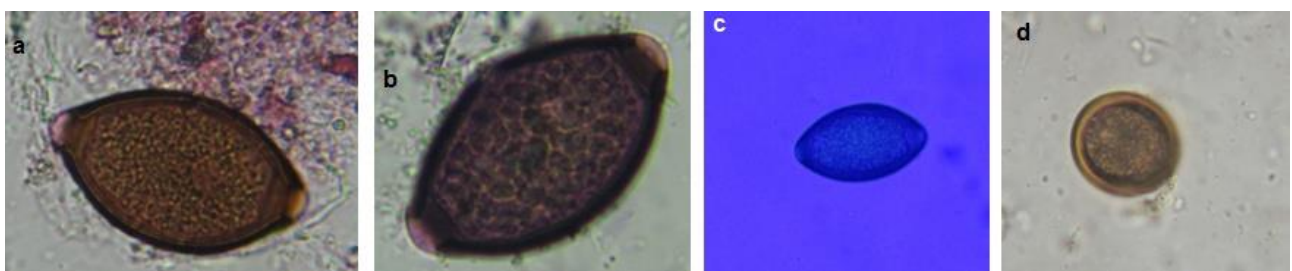


Figure 54. Œuf de *T. trichiura* après coloration au MGG (a, b), après coloration au Bleu de méthylène (c), vu transversalement (d) G X 40 (originale 2019)

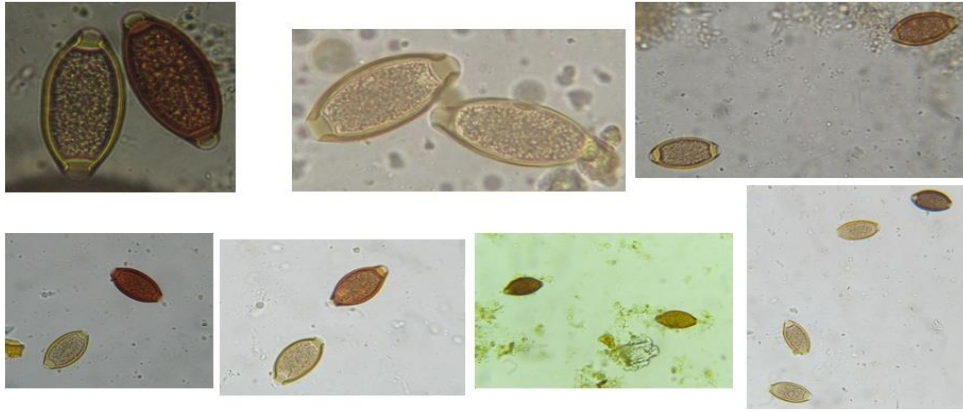


Figure 55. Œufs de *T. trichiura* et de *T. vulpis* G X 40 (originale 2019)

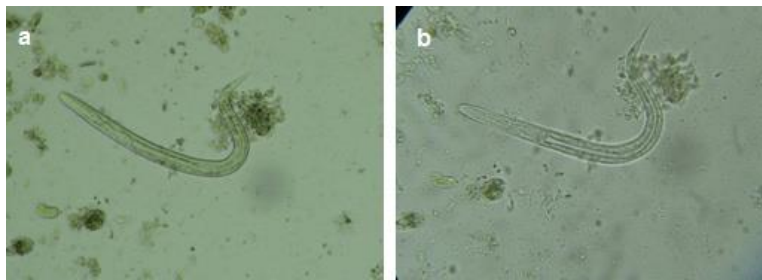


Figure 56. Larve de *S. stercoralis* (a) G X 10, (b) G X 40 (originale 2019)



Figure 57. Larve de *S. stercoralis* et la flèche indique *T. intestinalis* G X 40 (originale 2019)

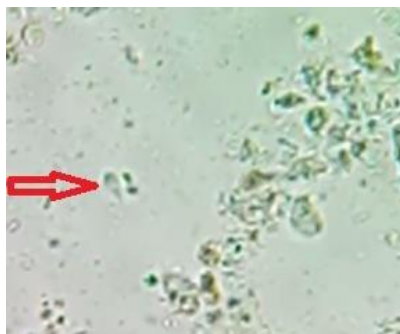


Figure 58. Forme végétative de *C. mesnili* G X 40 (originale 2019)

Morphologie différentielle des protozoaires trouvés dans des échantillons de selles d'êtres humains : kystes.

Giardia intestinalis

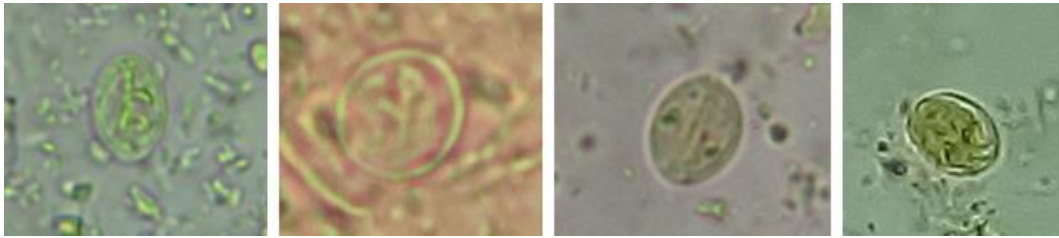


Figure 59. Kystes de *G. intestinalis* G X 40 (originale 2019)

Taille : de 12 à 15 μm .

Forme : ovoïde à ellipsoïde.

Noyaux : Les kystes immatures et matures ont respectivement 2 et 4 noyaux en position antérieure.

Contenu : les fibrilles intracytoplasmiques sont visibles dans les kystes.

Paroi : impression d'une double membrane réfringente.

Entamoeba histolytica

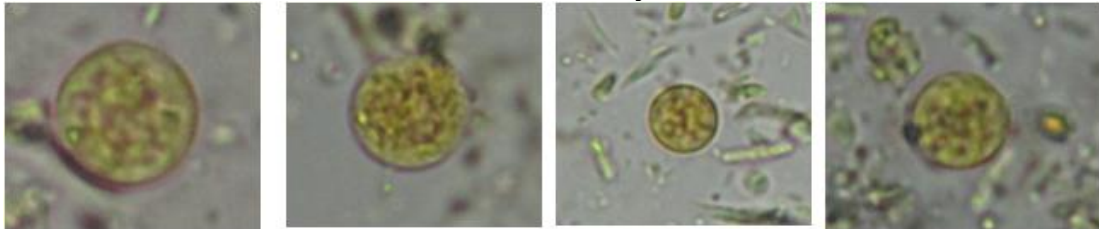


Figure 60. Kystes d'*E. histolytica* après coloration au lugol G X 40 (originale 2019)

Taille : de 12 à 14 μm .

Forme : arrondie mais peut être ovale.

Noyaux : Kystes à 1, 2 ou 4 noyaux.

Contenu : présence irrégulière des cristoïdes à extrémités arrondies « les chromidiums ».

Contour : le kyste est entouré d'une double coque, un seul contour net, épais réfringent est visible.

Blastocystis hominis

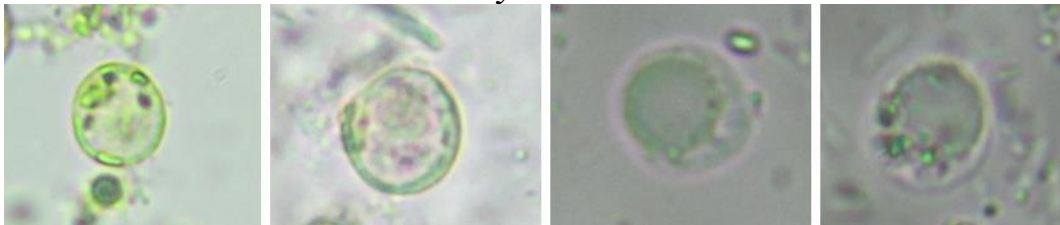


Figure 61. *B. hominis* sous forme de kyste G X 40 (originale 2019)

Taille : de 6 à 40 μm .

Forme : rond.

Les formes ressemblant à des kystes ont un grand corps central qui ressemble à une grande vacuole entourée de petits noyaux multiples.

Morphologie différentielle des helminthes (Cestodes) trouvés dans des échantillons de selles d'êtres humains : œufs

Hymenolepis diminuta

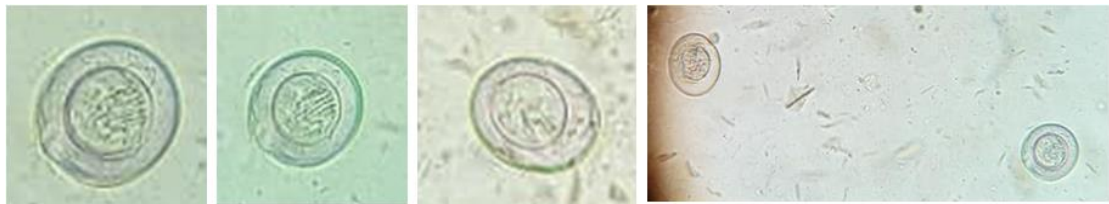


Figure 62. Œufs d'*H. diminuta* G X 40 (originale 2019)

Taille : 72 × 60 µm.

Forme : globuleux à rond.

Coque : comprend 2 parties, une externe transparente et une interne où se trouvent deux petits mamelons, mais aucun filament n'y est fixé. Avec une large espace entre les deux membranes.

Contenu : Embryon hexacanthé.

Couleur : incolore.

Hymenolepis nana



Figure 63. Œufs d'*H. nana* G X 40 (originale 2019)

Taille : 30 à 40 µm.

Forme : ovulaire.

Coque : comprend 2 parties, une externe mince et lisse et une autre ovulaire présente deux mamelons avec deux pôles d'où partent 4 à 5 filaments flexueux qui s'étalent entre les deux coques.

Contenu : Embryon hexacanthé.

Couleur : grisâtre, transparente.

Morphologie différentielle des helminthes (Nématodes) trouvés dans des échantillons de selles d'êtres humains : œufs

Enterobius vermicularis

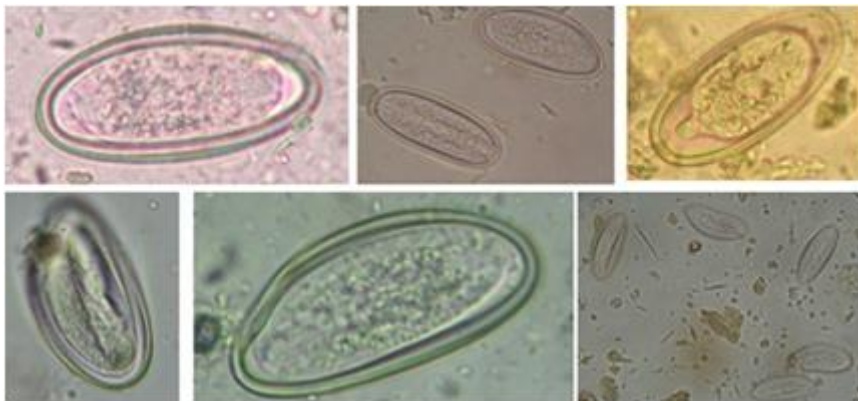


Figure 64. Œufs d'*E. vermicularis* G X 40 (originale 2019)

Taille : 50 × 30 µm.

Forme : ovoïde asymétrique

Parois : latérales inégales, un côté est légèrement aplati.

Coque : double et lisse.

Contenu : morula à un stade avancé de développement ou une larve L1.

Couleur : transparente.

Trichuris trichiura



Figure 65. Œufs de *T. trichiura* G X 40 (originale 2019)

Taille : 50 × 20 µm.

Forme : citron allongé avec deux bouchons muqueux aux extrémités.

Parois : latérales lisses et bombées.

Coque : épaisse et lisse.

Contenu : granuleux non segmenté.

Couleur : jaune à brune.

Trichuris vulpis

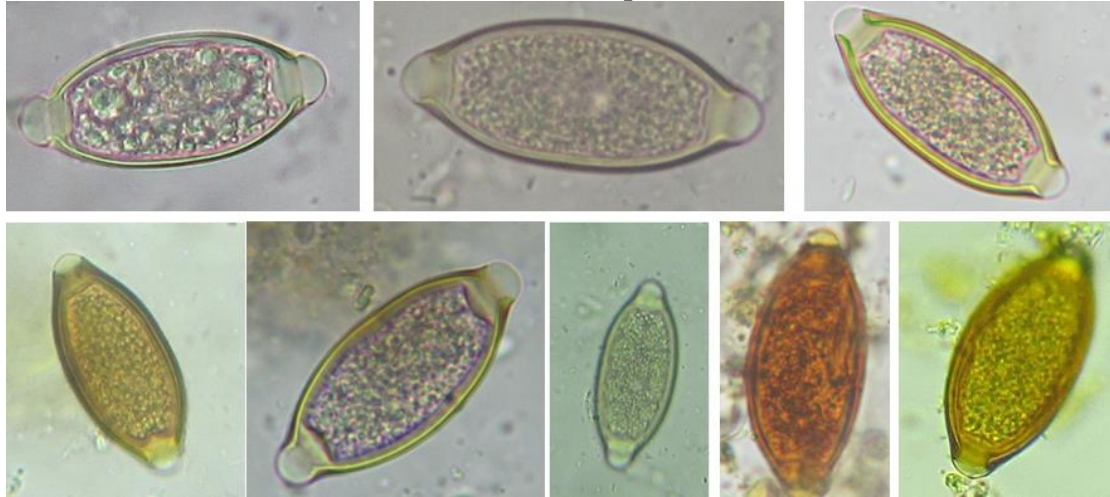


Figure 66. Œufs de *T. vulpis* G X 40 (originale 2019)

Taille : 70 × 30 µm.

Forme : citron pourvu à chaque pôle d'un bouchon très saillant et transparent.

Parois : légèrement bombées.

Coque : épaisse à surface lisse.

Contenu : brun, granuleux, non segmenté.

Couleur : jaune.

La fréquence des parasites a variée selon le site d'étude. Les prélèvements positifs du service psychiatrique de l'E.H.S. Frantz-Fanon-Blida sont les plus fréquents avec une prévalence de 67 % comparativement à celle du laboratoire LHSPB (51.72 %), EPBK (33.82 %) et LPAM (18.62 %). Les oxyures sont moins fréquents chez les patients d'EPBK par rapport aux patients des laboratoires privés. *T. vulpis*, *T. trichiura*, *C. mesnili* et *S. stercoralis* ont été diagnostiqué uniquement chez les patients de l'E.H.S. Frantz Fanon-Blida. Nous n'avons pas enregistré ni l'effet du sexe ni d'âge sur le parasitisme digestif chez les patients des 4 groupes d'études ($P > 0,05$). Aucune différence significative n'a été rapportée entre l'aspect des selles et le parasitisme digestif ($p > 0,05$).

3.2. Discussion

Les parasitoses intestinales sont des infections qui touchent toutes les couches de la population mais essentiellement les populations des zones chaudes en raison des conditions climatiques favorables, de l'absence ou l'insuffisance de mesures d'hygiène et d'assainissement et enfin de la pauvreté (Dianou et al., 2004). Le diagnostic des parasitoses intestinales repose sur l'examen parasitologique des selles permettant la mise en évidence du parasite ou des traces du parasite vivant dans le tube digestif de l'Homme. Il consiste à réaliser un ED à l'état frais et un examen après enrichissement. Plusieurs techniques d'enrichissement parasitaire utilisant des réactifs renfermant des agents actifs ont été publiées, leur choix doit être établi selon la nature des parasites recherchés (Poirriez et al., 1992). Comme montre les résultats obtenus avec la méthode de flottation au chlorure de zinc ($P < 0,0001$) qui a permis de mettre en évidence les seize parasites identifiés excepté *S. stercoralis* comparativement aux autres solutions de flottation et l'examen à frais.

Nous avons obtenu une prévalence de 44,27 % dont 23,12% d'helminthes (7 espèces) et 76,88 % de protozoaires (10 espèces). Ces résultats sont différents de ceux retrouvés dans la région du Maroc qui ont trouvés un taux global d'infestation de 19,77 % dont 89% est la prévalence des protozoaires et 11% est celle d'helminthes (Belhamri et Moutaj, 2013). De plus, 15,92% des personnes infectées avaient plus d'une espèce de parasites, ce dernier est plus que celui rapporté en Tunisie (7,59%) (Siala et al., 2015). Notre étude a révélé que la prévalence des parasites strictement pathogènes (*A. lumbricoides*, *S. stercoralis*, *Trichuris sp.*, *E. histolytica* et *G. intestinalis*) est de 24,94%, reste en dessous de celle rapporté par Buchy, (2002) sur la côte ouest de l'île Madagascar. Cette forte prévalence est probablement due au climat tropical de l'île de Madagascar.

Nous avons identifié des cestodes avec une prévalence globale de 1,04 %, soit 0,26 % pour *H. diminuta* et 0,78 % pour *H. nana*. Nos résultats sont légèrement inférieur à ceux rapporté en Sénégal (Salem et al., 1994), en Italie (Gualdieria et al., 2011) et en Madagascar (Buchy, 2002). Parmi les protozoaires identifiés, la classe des amibes occupe la première ligne chez nos sujets avec une prévalence globale de 61,49% (182 cas), *E. nana* est l'amibe la plus fréquemment isolée soit 37,16 % (110 cas). Ces résultats sont similaires à ceux rapportés en Tunisie (Siala et al., 2015) et à Tlemcen en Algérie (Ouraiba et Seghir, 2014). En revanche, ils sont différents de ceux rapportés par Hamaidi et al., (2012) à Blida en Algérie où l'espèce *E. coli* était l'amibe la plus fréquente.

Chez les enfants scolarisés, nous avons rapporté une prévalence parasitaire globale de 33,82 %, ces résultats reste largement inférieur au taux de 80% rapporté par Elqaj et al., (2009) à Kenitra et à 73,5% rapporté par Faye et al., (1998) au bassin du fleuve du Sénégal. La giardiose prédomine chez les enfants d'EPBK avec une prévalence de 39,13%, cette catégorie est fortement exposée au péril fécal d'une part et probablement par la sensibilité de cette tranche à *G. intestinalis* d'autre part.

Cette forte prévalence est élevée par rapport à celle rapporté à Tlemcen 10,6% (Kasmi et Saidouni, 2016), à Oran 15,32% (Benouis et al., 2013), et au Kenitra 22,71% (El guamri et al., 2011).

Les patients psychiatriques font partie des groupes à risque d'infection parasitaire. Il n'existe actuellement aucune donnée sur la prévalence des maladies parasitaires intestinales chez les établissements psychiatriques en Algérie. Nos résultats ont montré une prévalence globale de 67 %, dont les infestations helminthiques représentent les parasites dominants avec une prévalence de 72,97% (81 cas), et nos patients souffraient d'une diarrhée rebelle au traitement médical. Cette prévalence reste supérieure aux résultats rapportés par d'autres auteurs dans divers hôpitaux psychiatriques à travers le monde notamment en Tanzanie 12,45% (Azan et al., 2017), en Ghana 13,50% (Kwabena et al., 2015) et en Italie 53,80% (Giacometti et al., 1997). Plusieurs helminthes ont été mis en évidence chez cette catégorie (tableau 9), dont 60% des patients ont été infectés par *T. trichiura* ce qui indique qu'il s'agit le parasite le plus répandu et suggère que toute la population est à risque, et *T. vulpis* qui a été rapporté avec une prévalence de 17%, ce parasite est un agent de zoonose parasite des carnivores domestiques et sauvages (Bowman, 2014). Le surpeuplement qui est courant dans l'établissement pourrait provoquer une propagation rapide et des épidémies de maladies si des mesures de prévention de la transmission ne sont pas mises en place.

Sur le plan méthodologique, pour chaque prélèvement de selles, un examen macroscopique, un ED entre lame et lamelle et des techniques de concentrations par 3 solutions de flottations du saccharose, de NaCl et de ZnCl₂ ont été réalisés (tableau 3). Les techniques de flottations révèlent un taux de parasitisme de 82,94% comparativement à celle retrouvée dans l'examen à frais qui était de 17,06% (tableau 5) proche de celle observé par Guesmi et Messika à Blida en Algérie (89,39%) (Guesmi et Messika, 2018), bien que sont des techniques simples, utilisant un matériel rudimentaire avec la possibilité d'examen en série (figure 40 et 42). En effet, l'utilisation d'une solution de chlorure de zinc nous a permis d'obtenir des résultats moyens régulièrement plus élevés (97%) (Tableau 5), ce qu'il indique qu'elle s'agit la technique idéale pour la concentration des protozoaires avec un taux de 32,44% et d'helminthes soit 10,33%, plus élevé à ceux retrouvés aux autres examens parasitologiques (figure 44). Ce résultat est en accord avec ceux obtenus par Brassinne et al en Liège de Belgique (Brassine et al., 1973). Le chlorure de zinc (ZnCl₂) est un sel chimiquement pur de densité supérieure (1,50) (tableau 3), la concentration avec celui-ci provoque la flottation de maximum d'éléments parasitaires à la surface (tableau 6, 7, 8 et 9). *A. lumbricoides* et *C. mesnili* ont été mis-en en évidence uniquement avec la solution de flottation au ZnCl₂, en revanche les larves de *S. stercoralis* n'ont pas été identifiées pour les 3 solutions de flottations, ceci concorde à ceux retrouvés par Paris dans le sud-ouest de la France, qui indique que la coproscopie par flottation a permis de déceler des larves d'anguillules (Paris, 2017).

Chapitre 4 : Conclusion

Cette enquête menée dans la plaine de Mitidja montre que presque la moitié (44,27%) des sujets étudiés est infestée par au moins un, sinon plusieurs parasites digestifs, pathogènes et non pathogènes, dont 17 espèces parasitaires ont été identifiées par quatre techniques de diagnostic, avec une prédominance des protozoaires qui représentent 76,88%. Nos résultats montrent que la technique de flottation avec la solution saturée de chlorure de zinc (densité de 1,50) a permis de mettre en évidence le maximum de parasites digestifs soit 97 %. Il a été identifié 10 protozoaires par ordre décroissant *E. nana*, *B. hominis*, *E. coli*, *G. intestinalis*, *E. hartmanni*, *P. butschlii*, *T. intestinalis*, *C. mesnili*, *E. histolytica* et *B. coli* et 6 helminthes soient *T. trichiura*, *T. vulpis*, *E. vermicularis*, *H. nana*, *H. diminuta* et *A. lumbricoides*. C'est une technique de diagnostic copro-parasitologique quantitative adéquate à mettre en œuvre dans les laboratoires d'analyses médicales.

De ce fait, la lutte contre les parasites intestinaux s'impose. Nous préconisons, des mesures prophylactiques requièrent une intervention multidisciplinaire pour réunir des conditions de vie saine, de lutter contre la propagation et gérer des infections parasitaires spécifiques chez les patients des hôpitaux psychiatriques, avec la responsabilisation et la participation active et sérieuse de la communauté, ceci exige une sensibilisation en matière d'hygiène collective et individuelle.

- Adam, R. D. 2001. Biology of *Giardia lamblia*. Clin Microbiol Rev, 14, 447-75.
- Ambroise P (1995). Parasitologie Mycologie. Ed. Roques, France, 208 p.
- Anaes (2003). Les recommandations pour la pratique clinique. Indications des examens de selles chez l'adulte. (Masson, Paris); Gastroenterol Clin Biol. 27 :630.
- Anofel, 2014. Association Française des Enseignants de Parasitologie et Mycologie.
- Anofel, 2017. Parasitologie et mycologie médicales - Guide des analyses et des pratiques de diagnostic. Editions, Elsevier Masson. 1-494.
- Azan A. N et David Z. M et et Ainory P. G (2017). Prevalence and Correlates of Intestinal Parasites among Patients Admitted to Mirembe National Mental Health Hospital, Dodoma, Tanzania. Parasitology Research, 1-6.
- Beauthear J, Brouker C, Marieb E & Schmidt RF (2000). Physiologie humaine. Ed. Lauralee, Paris, 421p.
- Belhamri N, Moutaj R (2013). Profil épidémiologique des parasitoses intestinales au service de parasitologie mycologie à l'hôpital militaire Avicenne. Faculté de Médecine et de Pharmacie – Marrakech. p. 1-4.
- Belkaid M, Zenaidi N, Tabet Derraz O & Hamrioui B (2013). Cours de parasitologie. Ed. Belkaid, Alger, T 01, 43 p.
- Benouis A, Bekkouche Z, Benmansour Z (2013). Etude épidémiologique des parasitoses intestinales humaines au niveau du CHU d'Oran (Algérie). International Journal of Innovation and Applied Studies. 2:613-20.
- Bourée P. Chapitre 138 : formes végétatives et kystes d'amibes; Aide mémoire de parasitologie et de pathologie tropicale. p252.
- Bowman D.D (2014). Diagnostic Parasitologique. In: Georgi's Parasitology for Veterinarians, Seventh Edition Philadelphia, 326-449.
- Brassine M, et Pecheur M, et Dewaela A (1973). Rôle de la nature chimique du sel utilisé pour la recherche quantitative des œufs de parasites dans les matières fécales du porc. Annales de Parsitologie (paris), n°1, 169-173.
- Brooker C, Faller A, Cosling JA & Scherwood L, (2009). Manuel d'anatomie et de physiologie humaines. Ed. Gerard, Canada, 02-472 p.
- Buchy, P (2002). Les parasitoses digestives dans la région de Mahajanga, côte Ouest de Madagascar. Santé publique, n°2455, 41-45.
- Buffaz C, Hodille E, Yourdy Y, Louvrier C & Marijon A (2014). Parasitologie et mycologie médicale pratique. Ed. Buffaz, Belgique, T 01, 144 p.
- Calcagno F & Lacroix R (2005). Infectiologie. Paris, T 04, 228 p.

- Cassier P, Combes C, Brugerolle G, Grain J & Raibaut A (1998). Le parasitisme. In Un équilibre dynamique, pp 62 - 111. Cassier, Paris Milan Barcelone.
- Charles, M (1998). Diagnostic veterinary parasitology. Ed. Mosby, London, T 02, 16 p.
- Dianou. D, Poda. J.N, Savadogo. LG, Sorgho.H, Wango.S.P, Sando. B (2004). Parasitoses intestinales dans la zone du complexe hydro agricole du Sourou au Burkina Faso. La revue en science de l'environnement sur le Web. Vol 5 N°2.
- Durand F et Brenier M et Pelloux H (2005). Parasitoses digestives : lambliaze, taeniasis, ascaridiose, oxyurose, amibiase, hydatidose. Corpus Médical.
- Durieux P (1985). Encyclopédie Médico-chirurgicale, France, 7 p.
- El-Fadeli S, Bouhouch R, Lahrouni M, Chaaba L, Asamama S (2015). La prévalence des parasites intestinaux chez les enfants d'âge scolaire dans une région rurale de Marrakech-Maroc International. Journal of Innovation and Scientific Research. 19(2): p. 229-234.
- El Guamri Y. Belghyti D. Barkia A. Tiabi M. Aujjar N. Achicha A (2011). "Bilan de dix ans sur les parasitoses intestinales au Centre Hospitalier de Kénitra (Maroc) ", Science Lib. Editions Mersenne: 11(3) ; 11-1.
- Elqaj. M et al (2009). Prévalence des parasitoses intestinales chez les écoliers en milieu rural Kenitra – Maroc. World Journal of Biological Research. 2:1.
- Esccap (2017). Traitement et prévention des maladies parasitaires 7 et fongiques des petits mammifères de compagnie. ESCCAP, 1-74.
- Faller A, Sprumont P, Schunke M (2006). Le corps humain. Ed. Pierre, Belgique, 281-293p.
- Faye O, N'Dir O, Gaye O, Dieng Y, Dieng T et al (1998). Les parasitoses intestinales dans le bassin du fleuve Sénégal: Résultats d'enquêtes effectuées en milieu rural. Méd. Afrique Noire. 45(8/9) : 491-495.
- Garba Gambari A (2013). Prévalence des parasitoses intestinales et connaissances-attitudes-pratiques des populations péri-urbaines face aux parasitoses intestinales. Cas du canton d'Adidogomé au Togo. Mém. Université de Lomé-Togo.
- Gastroenterol H et Marco K et Klaus M (2011). *Strongyloides stercoralis* Syndrome d'hyperinfection et maladie disséminée. Millenium Medical Publishing, 11, 766–768.
- Genetet N, Béraud J & Angelier E (2003). Parasitologie et mycologie médicales. Ed. Moulinier, France, 402 p.
- Gentilini M, Danis M, Brucker G, Duflo B, Lenoble R (1983). Diagnostic en parasitologie. Ed Masson Paris.
- Gentilini M (1993). Médecine tropicale. In, Médecine–Science Flammation. (Coordonné par Eric C, Martin D, Mouchet J, Lagardère B et Brucker G), Paris.

- Giacometti A, Cirioni O, Balducci M et al. (1997), “Epidemiologic features of intestinal parasitic infections in Italian mental institutions,” *European Journal of Epidemiology*, vol. 13, no. 7, pp. 825–830.
- Gualdieria L, Rinaldib L, Petrulloc L, Morgoglioneb M, Maurellib M, et al (2011). Intestinal parasites in immigrants in the city of Naples (southern Italy). *Acta Tropica* 117. p. 196–201.
- Guesmi, M et Messika, H (2018). Prévalence des parasites digestifs chez l’Homme dans la wilaya de Blida. Mémoire. Université SAAD DAHLAB, Blida 1.
- Guiguen C, (2012). Coprologie parasitaire. *Revue Francophone laboratoires*, n°440, 25-26 pp.
- Guillaume V (2007). Parasitologie fiches pratiques. In *Biologie médicale pratique* (Coordonné par N. Godineau), pp 4-158 Jacque, Paris.
- Hadjoudj O, Bensemmane R, Saoud Z et M. Reggabi2 (2014). Pollution des eaux souterraines de la mitidja par les nitrates : État des lieux et mesures correctives, *Journal Européen d’Hydrologie*, 45,57-68.
- Hamaidi F, Chaouch A, Kais H, Zahraoui R, Benghrebja A, Said Hamaidi M, Megateli S. Etude des parasitoses digestives dans la région de Boufarik (Blida), Nord Ouest d’Algérie. *Science Lib Editions Mersenne: Volume 4, N ° 120302. ISSN 2111-4706, Mars 2012.*
- Irola E. A. M (2010). Le diagnostic et le traitement parasitoses digestives des équidés. Thèse pour Doctorat Vétérinaire.
- James J. d, Sharon T. C, William E. A, Mark Davis, Karen C. C (2002). *Trichuris vulpis* Recovered from a Patient with Chronic Diarrhea and Five Dogs. *J ClinMicrobiologie*, 40(7), 2703-2704.
- Kasmi H, Saidouni A (2016), Etude de la prévalence des protozooses intestinales diagnostiquées au sein du laboratoire de parasitologie-mycologie du CHU de Tlemcen: 75-73.
- Kwabena O. D et Yaw A. K et Simon K. A et Patrick F. A (2015). Prevalence of intestinal parasites among patients of a Ghanaian psychiatry hospital. *BMC Research notes*, 1-5.
- Marchand B (2014). Biologie et diversité des protistes et métazoaires parasites. In *Parasites et biodiversité* (coordonné par B. Pintureau and A. Cornet and F. Feugeas and B. Triboulet), pp 146 - 193. Marchand, Paris.
- Márquez-Navarr A, García-Bracamontes G, Álvarez-Fernández B, Ávila-Caballero L, Santos-Aranda I, Noguera-Torres B (2012). *Trichuris vulpis* (Froelich, 1789) Infection in a Child: A Case Report. *Korean J Parasitol*, 50(1), 69–71.
- Mikrobiyol B et Ardic N (2009). Un aperçu de *Strongyloides stercoralis* et de ses infections, 1, 169-77.

- Mokadem T (2016). La cartographie des nitrates de la plaine de Mitidja. Thèse de Mestre, Ecole nationale supérieure d'hydraulique -Arbaouiabdellah, 7-8 p.
- Nanfah W. M. p (2008). Etude du poly parasitisme intestinal à l'inrps dans le district de Bamako – Mali. Thèse de doctorat en pharmacie, Faculté de Médecine, de Pharmacie et d'Odontostomatologie, Mali.
- Nicolas X, Chevalier B, Simon F, Klotz F, (2001). "Traitement des parasitoses intestinales (amibiase et mycose exclues)", Encycl. Méd. Chir. (Elsevier, Paris), 9-062-A-60, pp. 1-13.
- Niyizurugero, E., Ndayanze, J. B. & Bernard, K. 2013. Prevalence of intestinal parasitic infections and associated risk factors among Kigali Institute of Education students in Kigali, Rwanda. Trop Biomed, 30, 718-26.
- Nozais J-P(1996). Maladies parasitaires et péril fécal : les maladies dues aux helminthes. Giardia intestinalis: molecular characterization of UDP-N acetylglucosamine pyrophosphorylase. Gene, 357, 73-82.
- Nyantekyi, L., Legesse, M., Medhin, G., Animut, A., Tadesse, K., Macias, C., Degarege, A. & Erko, B (2014). Community awareness of intestinal parasites and the prevalence of infection among community members of rural Abaye Deneba area, Ethiopia. Asian Pac J Trop Biomed, 4, S152-7.
- Ouraiba I et Seghir N (2014). Evaluation de la fréquence des parasitoses intestinales chez les enfants scolarisés. Thèse Doctorat, Université Abou Beker Belkaid faculté de Médecine, Tlemcen, 2 p.
- Paris, E. Enquête épidémiologique sur le parasitisme digestif des chiens dans le Sud Ouest de la France. Thèse d'exercice, Médecine vétérinaire, Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse - ENVT (2017), 136 p.
- Poirriez J, Simitzis- A, Jacquemin J. Les parasitoses intestinales. IV: La démarche diagnostique. Concours médical. (1992); 114(30): 85-8.
- Rifai, S (2017). Prévalence du portage parasitaire intestinal asymptomatique. Thèse. Université Sidi Mohammed Ben Abdellah, Maroc. (Doctorat en médecine).
- Ripert C (1996). Epidémiologie des maladies parasitaires. Tome 1 : protozooses. Ed. Pieter, France, 68 p.
- Ripert C (2005). Epidémiologie des maladies parasitaires. Tome 2: Helminthoses. Ed. Pieter, France, 93 p.
- Roberts T, Barratt J, Harkness J, Ellis J, Stark D. Comparison of microscopy, culture, and conventional polymerase chain reaction for detection of *Blastocystis sp.* in clinical stool samples. Am J Trop Med Hyg (2011); 84(2):308–312.


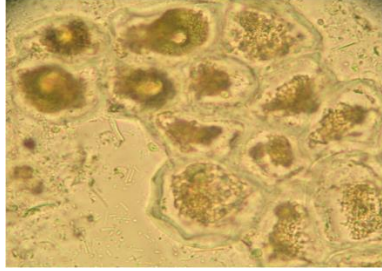

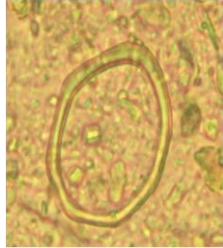


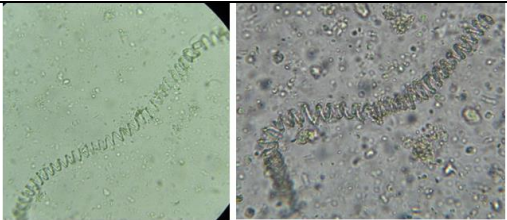
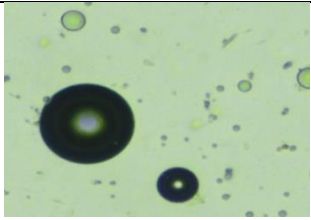
- Rosset J-J. (1993). Copro-parasitologie pratique. Intérêt et méthode (nation sur les parasites de tube digestif). Ed ESTEM.P.5-31.
- Salem G, Van De Velden L, Laloé F, Maire B, Ponton A, Traissac P, et al., (1994). "Parasitoses intestinales et environnement dans les villes Sahélo-Soudaniennes : l'exemple de Pikine (Sénégal)", Rev. Epidém. Santé Publ., 42(4), pp. 322-333.
- Segarra N (2007). Manifestations, diagnostic et traitement de l'infection à *Strongyloides stercoralis*. 12, 1992-2001.
- Senn N et Fasel E et de Vallière S et Genton B (2010). Troubles digestifs associés aux protozoaires et helminthes : prise en charge par le médecin de famille. Revue Médicale Suisse, 6, 2291-301.
- Siala E, Toumi I, Béttaiieb J, Boulehmi N, Zallega N, et al. évolution de la prévalence des parasitoses digestives dans la région de tunis de 1996 à 2012. LA TUNISIE MEDICALE. (2015); 93(11): p. 687-691.
- Thienpont D, Rochette F et Vanparijs O (1995). Diagnostic de verminose par examen coprologique. Ed. Janssen, Belgique, Tome 2. 175 p.
- Trabelsi S, Aouinet A et Khaled S (2012). Procédure et indications d'un examen parasitologique des selles. La Tunisie médicale, n 06, 431-434.
- Triki R et Yamani R (2011). Cycle biologique des parasites. Ed Yamani, Algérie p75.
- Valeix N (2016). Parasitologie Mycologie. In Prépa pharma (coordonné par V. Bianchi and S. El Anbassi and N. Duployez and G. Grzych), pp 9 - 12. Valeix, Belgique.
- Verweij, J. J., schinkel, J., laeijendecker, D., Van Rooyen, M. A., Van Lieshout, L. & Polderman, A. M. (2003). Real-time PCR for the detection of *Giardia lamblia*. Mol Cell Probes, 17, 223-5.
- Wery M & Paskoff S (1995). Protozoologie médicale. Ed. Gentilini, Francophones, 77 p.
- Yakoob, J., Jafri, W., Abid, S., Jafri, N., Hamid, S., Shah, H. A., Rizvi, L., Islam, M. & Shaikh, H. (2005). Giardiasis in patients with dyspeptic symptoms. World J Gastroenterol, 11, 6667-70.
- Ziam H (2018). Notions de parasitologie générale Protozoologie et Helminthologie. Ed. Yamani, Algérie, 96 p.

- Anonyme2017, Direction forestière de Blida, <http://www.dgf.org.dz/fr/structure/conservation-des-for%C3%AAs-de-la-wilaya-de-blida>
- Bouziane S, 2019, <https://www.universalis.fr/encyclopedie/mitidja/>
- Doctissimo, 2018, http://www.doctissimo.fr/html/dossiers/transit/nu_3947_appareil_digestif.htm
- MemoBio, (2018), http://www.memobio.fr/html/para/pa_te_lug.html (Coloration au lugol)
- Richard. 2016, <https://www.msdmanuals.com/fr/professional/maladies-infectieuses/cestodes-t%C3%A9nias/infection-par-hymenolepis-diminuta>
- Anonyme1, <http://www.cdc.gov/dpdx>
- Anonyme2, www.passeportsante.net/ Problemes-et-maladies-p69/maladies-de-l-appareil-digestif-82
- Anonyme 3, <http://ruby.fgcu.edu/courses/davidb/50249/web/hartman18.htm>
- Anonyme 4, <http://www.medchem.com/pages/para/org/images/entahart2.jpg>
- Anonyme 5, <http://www.pereplet.ru/med/54.html#54>
- Anonyme6, http://www.infectology.ru/nosology/parasitic/helminthoses/hymenolepidosis.aspx?fbclid=IwAR14ckLycvwqFq2Nuii-OV6PhCCNPn2aN-sGX6uRJ6Y226_fAmszRPS88I
- Anonyme 7, http://www.illostudios.com/index.php/portfolio_page/hymenolepis-nana/
- Anonyme 8, <https://www.pinterest.com/pin/346636502565631063/>
- Anonyme9, <http://www.parasitologiaclinica.ufsc.br/index.php/info/conteudo/fotografias/ovos-alumbricoides/>
- Anonyme10, <http://campus.cerimes.fr/parasitologie/enseignement/trichocephalose/site/html/1.html>
- Anonyme11, https://www.esccap.org/uploads/docs/7ipb8574_1.5_Whipworms_Trichuris_vulpis_life_cycle_WM.pdf
- Anonyme12, https://memoireonline.com/10/09/2774/Suivi-des-irrigations-dans-une-exploitation-agricole-de-la-mitidja-ouest-commune-de-mouzaia20.png?fbclid=IwAR02Z_DHeTUTzgzDdp7nz3V0-i7I-gU55nm11kJN5znqbKQcLwDLPxvH-B8

Eléments non parasitaires

Les éléments non parasitaires présents dans les selles correspondent aux résidus alimentaires. On trouve en fonction du régime alimentaire des débris d'aliments animaux et végétaux. Il est important de ne pas confondre certains débris avec des éléments parasitaires.

Eléments non parasitaires

 <p>Figure 67. Pollens des pins G X 40 (originale 2019)</p>	 <p>Figure 68. Acides gras G X 40 (originale 2019)</p>
 <p>Figure 69. Débris végétaux G X 40 (originale 2019)</p>	 <p>Figure 70. Trachéide végétale G X 40 (originale 2019)</p>
 <p>Figure 71. Cellules de féculent remplis d'amyloplastes G X 40 (originale 2019)</p>	 <p>Figure 72. Braine de laine ou tissus G X 10 (originale 2019)</p>
 <p>Figure 73. Vaisseaux spiralés G X 40 (originale 2019)</p>	 <p>Figure 74. Bulle d'air se cerclant de noir à la mise au point G X 10 (originale 2019)</p>

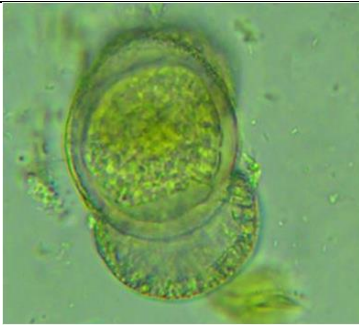


Figure 75. Grain de pollen G X 40 (originale 2019)



Figure 76. Arthrospore G X 40 (originale 2019)

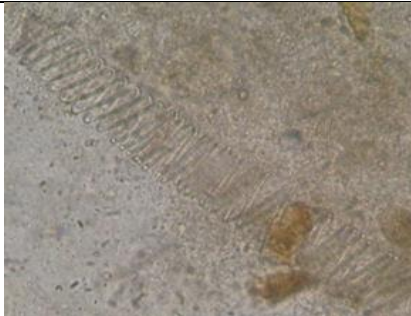


Figure 77. Empilement de trachéides G X 40 (originale 2019)

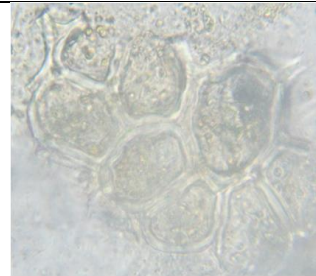
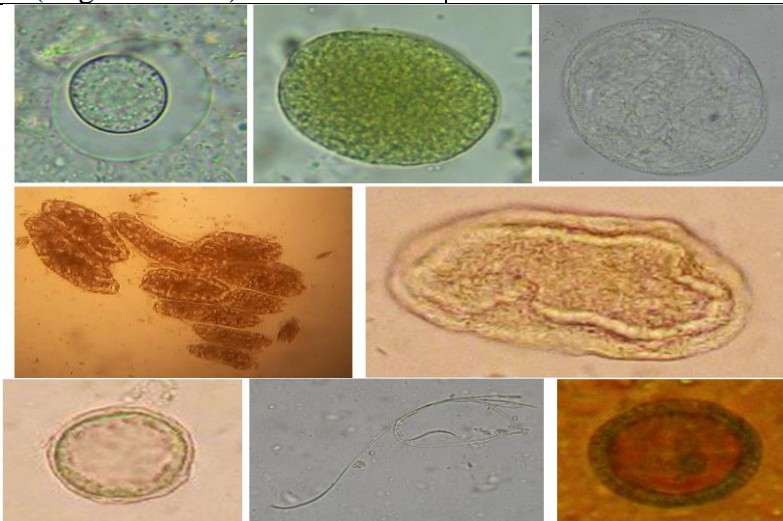
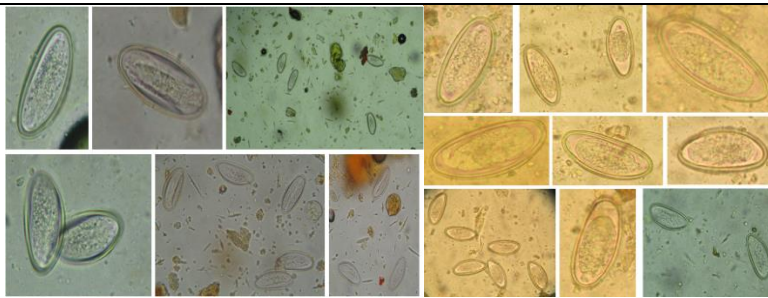
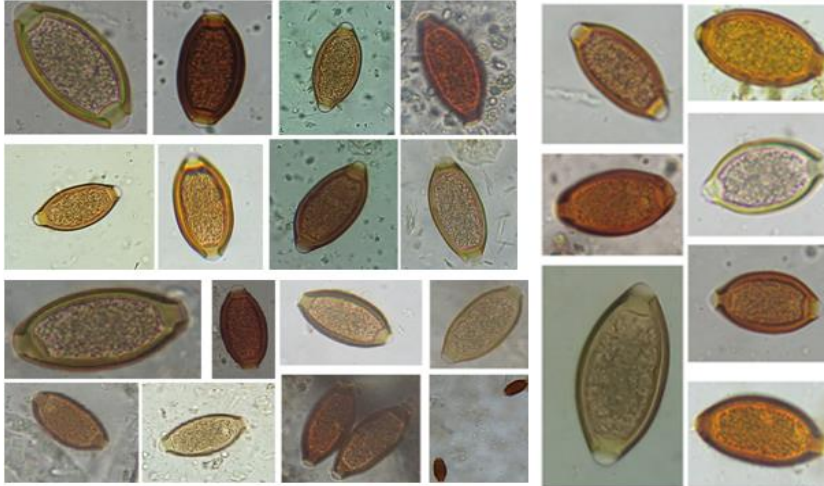
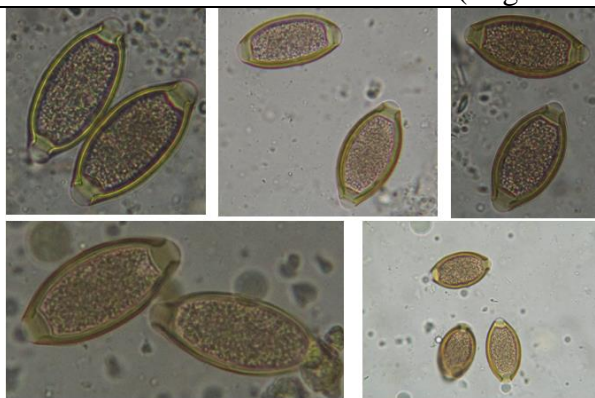
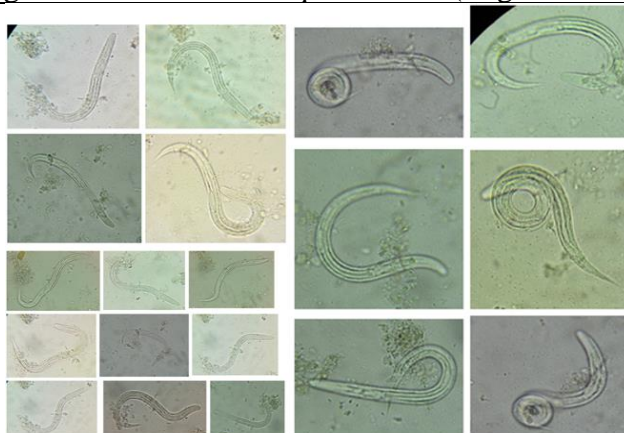


Figure 78. Epiderme végétal G X 40 (originale 2019)



Figures 79. Eléments non parasitaires G X 40 (originale 2019)

Nématodes (œufs, larves) trouvés dans les EPS

Figure 80. Œufs d'*E. vermicularis* G X 40 (originale 2019)Figure 81. Œufs de *T. trichiura* G X 40 (originale 2019)Figure 82. Œufs de *T. vulpis* G X 40 (originale 2019)Figure 83. Larves de *S. stercoralis* G X 40 (originale 2019)

Fiche des résultats :

République Algérienne Démocratique et Populaire
Direction de la Santé et de la Population de la Wilaya de Blida
Etablissement Public de Santé de Proximité d'Orléans Yahia
Laboratoire d'Hygiène de Référence de la Wilaya de Blida - Tél/Fax : 03-214747

RÉSULTATS DE COPRO-PARANTOLOGIE DES SELLES

Nom :	N° d'ordre :
Prénom :	Date de réception :
Age :	

ETUDE MACROSCOPIQUE DES SELLES

ETUDE CYTOPARANTOLOGIQUE DES SELLES

CULTURE ET ANTIROGRAMME

Le Chef de Service,

Convocation aux élèves de primaire et la méthode du prélèvement de selle:



إلى التلميذ.....
السكن في.....
في إطار رعاية صحة أطفالنا بصفة خاصة و مجتمعنا بصفة عامة .
نرجو منكم الموافقة على تقديم عينة براز ابنكم لإجراء التشخيص الطبي
للطفيليات الهضمية (النيدان المعوية) التي تعتبر شديدة العدوى، و طبعاً
ستحصلون على نتائج التحليل لمتابعة صحة ابنكم.
إلينا بعض النصائح الواجب اتخاذها بعين الاعتبار مدونة في ظهر
الورقة، و لكم منا جزيل الشكر



- يرجى وضع البراز في الإناء و
تدوين الاسم و اللقب و العمر.
-يفضل التبول أولاً قبل أخذ عينة البراز
حتى لا يحدث اختلاط.
-أخذ العينة في الصباح الباكر فور
الاستيقاظ.
-لا تأخذ عينة البراز من قاعدة
الحمام(قاع المراض).
-لا تخلط العينة بالماء أو الصابون.
-لا تترك عينة البراز معرضة للهواء.
-اغسل يديك جيداً بعد أخذ العينة

Fiche de renseignements

EXAMEN PARASITOLOGIQUE D'UN PRELEVEMENT DE SELLES :

Date	Heure	N°	Sexe	Age	Habitat	Signes cliniques	Resultats
/ / 2013			H			Diarrhée	
			F			Constipation	
/ / 2013			H			Févre	
			F			Colopathie	
/ / 2013			H			Balancements	
			F			Prurit anal	
/ / 2013			H			Douleurs abdominales	
			F			Perte de poids	
/ / 2013			H			Diarrhée	
			F			Constipation	
/ / 2013			H			Févre	
			F			Colopathie	
/ / 2013			H			Balancements	
			F			Prurit anal	
/ / 2013			H			Douleurs abdominales	
			F			Perte de poids	
/ / 2013			H			Diarrhée	
			F			Constipation	
/ / 2013			H			Févre	
			F			Colopathie	
/ / 2013			H			Balancements	
			F			Prurit anal	
/ / 2013			H			Douleurs abdominales	
			F			Perte de poids	

Réactifs utilisés pour les solutions de flottation

