



MEMOIRE DE FIN D'ETUDES
EN VUE DE L'OBTENTION DU DIPLOME MASTER

Domaine : SNV

Filière : Sciences Biologiques

Spécialité : Parasitologie

Thème :

**Recherche des parasites intestinaux chez les
insuffisants rénaux dans les établissements hospitaliers
de Blida et Tipaza**

Présenté par :

Soutenu le : 02 /07 / 2025

- **M^{lle}** ABDENOUZ Ferial
- **M^{lle}** BOUHAZAM Meriem
- **M^{lle}** BRADAI Dalal

Devant le jury composé de :

Mr. BENDJOUDI. Dj	Pr/USDB1	Président
Mme. Taleb. M	MCA/USDB1	Examinatrice
Mme. EL. FERRAN ZERKAOUI. A	MAA/USDB1	Promotrice
Dr. GOUGAM	MASP/EPH	I
Dr. AMRANI	EPH/TOT	I .E

Année Universitaire : 2024 - 2025

Remerciements

Nous tenons à exprimer nos plus sincères remerciements à toutes les personnes qui ont contribué de près ou de loin à la réalisation de ce travail.

*Tout d'abord, nous remercions sincèrement notre promotrice et encadrante, Madame **EL. FERRAN Zerkaoui A**, pour sa précieuse orientation, son accompagnement attentif et sa confiance tout au long de ce travail. Son encadrement bienveillant a été pour moi une source d'encouragement et de motivation.*

*Nous adressons également nos remerciements aux membres du jury, **Prof Bendjoudi** et **Docteur Taleb**, pour l'honneur qu'il nous fait en acceptant d'évaluer ce travail, ainsi que pour leurs observations constructives et leur regard académique enrichissant.*

*Nous remercions chaleureusement le docteur **HEDJERISS**, le docteur **GOUGAM** et le **Dr AMRANI** pour leur encadrement attentif, leur soutien scientifique et professionnel, qui ont largement contribué à enrichir notre expérience.*

*Nous adressons notre profonde gratitude va aussi à tous ceux qui nous ont soutenus durant notre stage pratique. Nous remercions particulièrement le chef de service, **Monsieur Zaibak**, ainsi que **Messieurs Salim, Mr Ben Saïd** et **Mr Tafahi Djamel** pour leur soutien constant et les facilités qu'ils nous ont accordées.*

Nos remerciements s'adressent également à l'ensemble de l'équipe du laboratoire central et du service de néphrologie de l'hôpital Dr Farès Yahia à Kolea (Tipaza), ainsi qu'à celle de l'hôpital Frantz Fanon de Blida, pour leur professionnalisme et leur accueil exemplaire.

*Nous adressons également notre profonde gratitude au **Professeur Erbou**, à la **docteure Akli**, ainsi qu'à toutes les infirmières et infirmiers du service de néphrologie hémodialyse, pour leur collaboration constante et leurs soins attentionnés.*

À vous tous, nous dédions notre plus chaleureux remerciements et nous prions Dieu de bénir vos efforts et de les récompenser au centuple.

Dédicace

*C'est avec un immense plaisir et une profonde émotion que je dédie ce modeste travail
à :*

*À ma tendre mère, source infinie d'amour, de tendresse et de prières, à toi qui
m'as soutenue dans le silence, avec patience et douceur, que Dieu te protège et te
récompense pour tout ce que tu fais pour moi.*

*À mon père, mon repère et ma force,
Merci pour ta confiance, tes sacrifices et ton soutien constant. Ce travail est le
fruit de vos efforts à tous les deux. Je vous dois tout.*

*À ma sœur Asma,
Mon appui le plus précieux, celle qui a toujours été là, avec un cœur immense, des
mots justes et une aide que je n'oublierai jamais. Ton nom est inscrit entre les lignes de
ce mémoire.*

*À mes frères Abdallah et Yacoub,
Je vous souhaite un avenir brillant. Restez curieux, ambitieux et fidèles à vous-
mêmes.*

*À mes précieuses amies Wissem, Hafsa et Hanaa,
Vos mots, votre présence et vos sourires ont illuminé ce chemin. Merci d'avoir été
là à chaque étape.*

*À mes chères coéquipières et amies Feriel et Dalal,
Plus que des camarades, vous avez été des sœurs de cœur dans cette aventure.
Merci pour votre travail, votre soutien et tous les beaux moments partagés durant ce
parcours.*

*Enfin, à Madame Zerkaoui,
Notre encadrante dévouée, merci pour votre patience, vos conseils avisés et votre
accompagnement bienveillant. Votre soutien a été essentiel à l'aboutissement de ce
mémoire.*

Bouhazam Meriem

Dédicace

À mes chers parents,

Papa, tu es mon pilier, mon exemple de patience et de persévérance. Je prie pour ton rétablissement.

Maman, tu es l'amour de ma vie, source infinie de tendresse et de prières.

Merci à vous deux pour votre amour, vos sacrifices silencieux et votre soutien constant.

Votre foi en moi m'a donné la force d'avancer. Je vous dédie cette réussite avec tout mon cœur.

À mon frère Aymen,

Merci pour ton soutien discret mais précieux. Je t'aime énormément.

À ma petite famille,

Vous êtes ma joie, mon équilibre, ma force au quotidien. Ma plus grande motivation, c'est vous.

À ma tante Wahiba,

Comme une grande sœur pour moi. Merci pour ta douceur, ta gentillesse et ton soutien constant.

À ma grand-mère,

Merci pour tes prières et ton amour inestimable. Ta force m'inspire chaque jour.

En mémoire de mon grand-père,

Que Dieu te comble de Sa miséricorde. Tu restes à jamais présent dans mon cœur.

À mes amies Mariam, Dalal, Khadidja et Marwa,

Merci pour vos rires, votre présence et votre soutien. Votre amitié a embelli ce chemin.

Et enfin, à moi-même,

Pour chaque effort, chaque nuit blanche et chaque épreuve surmontée. Cette réussite est aussi la mienne.

Fifi Abdenouz

Dédicace

Avant toute chose, je tiens à remercier Allah, source de toute sagesse et force, sans qui ce travail n'aurait pu voir le jour.

À toi, Maman, la femme la plus importante de ma vie.

Tu as été à la fois mère et père pour moi, mon pilier, ma force, la lumière qui éclaire mes jours, ma confidente et ma meilleure amie. Toujours présente, toujours forte, tu ne nous as jamais abandonnés. Grâce à toi, je suis celle que je suis aujourd'hui. Que Dieu te protège et te garde près de moi.

À mon père, même si tu n'as pas été présent dans ma vie, tu restes à jamais dans mon cœur. Merci, et que Dieu te protège.

À mes frères, Rafik et Anes, merci d'avoir toujours été là pour moi.

Vous êtes mon soutien, ceux qui portent nos précieux souvenirs de parents. et une part essentielle de mon cœur.

Merci aussi à ma grand-mère, mère de ma mère, lah yarhmha, pour tout ce qu'elle a fait pour moi.

J'espère que tu es fière de moi.

Enfin, à mes compagnons de route meriem et feriel, merci pour votre présence, votre soutien et votre persévérance.

À Madame Zerkaoui,

Merci pour votre patience, vos encouragements,

Votre soutien, vos conseils, votre disponibilité et votre gentillesse ont vraiment fait la différence.

On n'oubliera pas tout ce que vous avez apporté à ce travail... et à nous.

Et enfin grand merci à moi-même, fière de toi.

Bradai Dalal

Résumé :

Notre étude portant sur la recherche des parasites intestinaux chez les insuffisants rénaux dans deux régions différentes à savoir Blida et Tipaza vise à détecter la présence des parasites ainsi que l'identification des parasites incriminé dans ses infections chez des patients immunodéprimés sous dialyse.

Afin de réaliser notre travail Des selles de 141 patients de deux provenances différentes ont été examinés dans deux des laboratoires de parasitologies des organismes hospitalier spécialisé en transplantation des organes et des tissus « FRANTZ- FANON » (TOT) et celui d'EPH Dr Yahia Fares kolia wilaya de Tipaza. Par différentes méthodes à savoir : examen direct à l'état frais, technique de Ritchie simplifiée, coloration au lugol, méthode de Willis, technique de Kato miura, technique de Scotch-test.

Les résultats montrent une prévalence parasitaire globale de 13 %, avec une légère différence entre Tipaza (14,92 %) et Blida (12,16 %). Les parasites les plus fréquents sont : *Blastocystis hominis* (36,84 %), *Entamoeba coli* (21,05 %), *Endolimax nanus* (21,05 %), *Giardia intestinalis* (10,52 %), *Blastocystis sp* (5,26 %) et *Enterobius vermicularis* (5,26 %). La majorité des patients parasités ne présentaient qu'un seul type de parasite.

Les résultats obtenus montrent une prédominance masculine à Blida (59,45 %) contre une légère majorité féminine à Tipaza (52,23 %). Concernant l'âge, la tranche [50–60 ans] est la plus touchée à Blida, tandis que celle de [60–70 ans] prédomine à Tipaza

L'étude montre qu'il est important de faire régulièrement des tests pour détecter les parasites intestinaux chez les patients insuffisants rénaux, afin de mieux les soigner et d'éviter des complications.

Mots clé : Les parasites intestinaux / insuffisance rénale / technique de Ritchie / Willis / kato miura / Scotch-test / Blida / Tipaza.

Abstract:

Our study, which focuses on the investigation of intestinal parasites in patients with renal insufficiency in two different regions Blida and Tipaza aims to detect the presence of parasites and identify the specific species responsible for these infections in immunocompromised patients undergoing dialysis.

To carry out this work, stool samples from 141 patients from the two different locations were examined in the parasitology laboratories of two specialized organ and tissue transplantation centers: the “Frantz Fanon” hospital in Blida and the EPH Dr. Yahia Fares hospital in Kolea, Tipaza province. Several diagnostic techniques were used: fresh direct examination, simplified Ritchie technique, Lugol staining, Willis flotation method, Kato-Katz technique, and the Scotch-tape test.

The results revealed an overall parasitic prevalence of 13%, with a slight difference between Tipaza (14.92%) and Blida (12.16%). The most frequently identified parasites were: *Blastocystis hominis* (36.84%), *Entamoeba coli* (21.05%), *Endolimax nana* (21.05%), *Giardia intestinalis* (10.52%), *Blastocystis sp* (5.26%), and *Enterobius vermicularis* (5.26%). The majority of infected patients had only one type of parasite.

The results also showed a predominance of male patients in Blida (59.45%), compared to a slight majority of female patients in Tipaza (52.23%). Regarding age, the [50–60 years] group was the most affected in Blida, whereas the [60–70 years] group was the most affected in Tipaza.

This study highlights the importance of regularly testing for intestinal parasites in patients with renal insufficiency, in order to improve their treatment and prevent complications.

Keywords: Intestinal parasites / Renal insufficiency / Ritchie technique / Willis / Kato-Katz / Scotch-tape test / Blida / Tipaza.

ملخص:

تهدف دراستنا المتعلقة بالبحث عن الطفيليات المعوية لدى مرضى القصور الكلوي في منطقتين مختلفتين، وهما البلدية و تيبازة، إلى الكشف عن وجود الطفيليات وكذلك تحديد الأنواع المسؤولة عن هذه الإصابات لدى مرضى يعانون من ضعف المناعة ويخضعون لغسيل الكلى.

ولإنجاز هذا العمل، تم فحص عينات براز لـ 141 مريضاً من مصدرين مختلفين في مختبري الطفيليات التابعين لمؤسستين الدكتور يحيى فارس بالقليلة EPH متخصصتين في زرع الأعضاء والأنسجة، وهما مستشفى "فرانز فانون" بالبلدية ومؤسسة ولاية تيبازة، باستخدام عدة طرق: الفحص المباشر بالحالة الطازجة، تقنية ريتشي المبسطة، التلوين باليود (لوغول)، طريقة (Scotch test) "ويليس، تقنية كاتو-ميورا، وتقنية "اختبار الشريط اللاصق

أظهرت النتائج انتشاراً إجمالياً للطفيليات بنسبة 13%، مع فرق طفيف بين تيبازة (14.92%) والبلدية (12.16%). الطفيليات *Blastocystis hominis* (36.84%)، *Entamoeba coli* (21.05%)، *Endolimax nanus* (21.05%)، *Giardia intestinalis* (10.52%)، *Blastocystis sp* (5.26%) و *Enterobius vermicularis* (5.26%). أغلب المرضى المصابين كانوا يحملون نوعاً واحداً فقط من الطفيليات.

أظهرت النتائج تفوق الذكور في البلدية (59.45%) مقابل غالبية طفيفة للإناث في تيبازة (52.23%). أما من حيث الفئة العمرية، فالفئة بين [50-60 سنة] كانت الأكثر تأثراً في البلدية، بينما الفئة بين [60-70 سنة] كانت الأكثر في تيبازة.

تُظهر الدراسة أهمية إجراء تحاليل دورية لاكتشاف الطفيليات المعوية لدى مرضى القصور الكلوي من أجل تحسين رعايتهم وتفادي المضاعفات.

الكلمات المفتاحية: الطفيليات المعوية / القصور الكلوي / تقنية ريتشي / ويليس / كاتو ميورا / اختبار الشريط اللاصق / البلدية

Liste des Abréviations

OMS : Organisation mondiale de la santé

C.H.U : Centre hospitalo-universitaire

ANOPHEL : Association Nationale Des Enseignements de Parasitologie et Mycologie médicale

NaCl : Chlorure de sodium

EPS : Examens parasitologie des selles

TOT : transplantation des organes et des tissus

EPH : l'Etablissement hospitalier spécialisé

IRC : L'insuffisance rénale chronique

IRA : L'insuffisance rénale aiguë

Liste des Tableaux

Tableau 1: La morphologie des principaux protozoaires intestinaux.....	7
Tableau 2: La morphologie des principaux métazoaires intestinaux.	11
Tableau 3: Traitements de différentes parasitoses.....	20
Tableau 4: Résultats de l'identification microscopique.....	34
Tableau 5: Fréquence des patients examinés selon les cas positive et négatifs	42
Tableau 6: Fréquence des patients examinés selon les cas positive et négatifs	42
Tableau 7: Fréquence des patients examinés selon le sexe.....	43
Tableau 8: Fréquence des patients examinés selon le sexe.....	43
Tableau 9: La distribution en pourcentage des patients selon la tranche d'âge.	44
Tableau 10: La distribution en pourcentage des patients selon la tranche d'âge	45
Tableau 11: Répartition des cas de poly parasitisme et mono parasitisme.	47
Tableau 12: Répartition des cas de poly parasitisme et mono parasitisme.....	47
Tableau 13: Répartition des cas positifs selon la technique utilisée.	49
Tableau 14: Répartition des cas positifs selon la technique utilisée.	50

Liste des figures

Figure 1: Classification classique (modifié) des protozoaires	4
Figure 2: Classification classique des helminthes.....	6
Figure 3: Forme vegetative d' <i>Entamœba histolytica histolytica</i> . Obj×100.	7
Figure 4: Forme végétative d' <i>Entamœba histolytica minuta</i> . Obj×100.....	7
Figure 5: Kyste D' <i>Entamœba histolytica /dispar</i> .100.	7
Figure 6: Forme Végétative d' <i>Entamœba coli</i> . Obj×100.....	8
Figure 7: Kyste D' <i>Entamœba coli</i> . Obj×100.....	8
Figure 8: Forme végétative D' <i>Entamœba dispar</i> . Obj×100.	8
Figure 9: Forme végétative de <i>Giardia intestinalis</i> . Obj×100.....	9
Figure 10: Kyste de <i>Giardia intestinalis</i> . Obj×100.....	9
Figure 11: Forme végétative de <i>Trichomonas intestinalis</i> Obj×100.	9
Figure 12: Forme végétative de <i>Balantidium coli</i> . Obj×200.....	10
Figure 13: Kyste de <i>Balantidium coli</i> . Obj×400.....	10
Figure 14: Oocyste de <i>Cryptosporidium sp</i> . Obj×100.	10
Figure 15: Oocyste D' <i>Isospora belli</i> . Obj×100.	11
Figure 16: Œuf D' <i>Ascaris lumbricoïdes</i> . Obj×60.....	11
Figure 17: Adultes d' <i>Ascaris lumbricoïdes</i> (mâle et femelle).	11
Figure 18: Femelle d' <i>Enterobius vermicularis</i> .Obj×40.	12
Figure 19: Femelle d' <i>Enterobius vermicularis</i> .Obj×40.	12
Figure 20: Œuf du <i>Strongyloïdes stercoralis</i> . Obj×40.	12
Figure 21: Larve du <i>Strongyloïdes stercoralis</i> . Obj×40.	12
Figure 22: Femelle de parthénogénétique <i>Strongyloïdes stercoralis</i>	13
Figure 23: Œuf du <i>Tænia saginata</i>	13
Figure 24: Adulte de <i>Tænia saginata</i>	13
Figure 25: Œuf du <i>Tænia solium</i>	13
Figure 26: Adulte de <i>Tænia solium</i>	14
Figure 27: Œuf de <i>Schistosoma mansoni</i> . Obj×10.	14
Figure 28: Adultes de <i>Schistosoma mansoni</i> (mâle et femelle).....	14
Figure 29: Cycle évolutif de <i>Giardia intestinalis</i>	15
Figure 30: Cycle évolutif d' <i>Entamoeba hitolytica</i>	16
Figure 31: Cycle biologique de <i>Blastocystis hominis</i>	17
Figure 32: Cycle biologique d' <i>Enterobius vermicularis</i>	18
Figure 33: Anatomie externe du rein	18
Figure 34: Les étapes de l'examen à l'état frais.....	26
Figure 35: Les étapes de Technique de Ritchie.....	27
Figure 36: Aspect de tube après la centrifugation (technique de Ritchie).....	28
Figure 37: Les étapes de la technique de Willis	29
Figure 38: Les étapes de la préparation de la solution	30
Figure 39: Les étapes de la technique de Kato.....	31
Figure 40: Test scotch-anal	32
Figure 41: <i>Entamoeba coli</i> (kyste) sous microscope optique (Photo original G×40).	34
Figure 42 : <i>Entamoeba coli</i> (kyste) sous microscope optique (Photo original G×40).	35
Figure 43: <i>Giardia intestinalis</i> (kyste) sous microscope optique (Photo original G×40).	35

Figure 44: <i>Giardia spp</i> (kyste) sous microscope optique (Photo original G×40).	35
Figure 45: <i>Blastocystis spp</i> (kyste) sous microscope optique (Photo original G×40)	36
Figure 46: <i>Blastocystis hominis</i> (kyste) sous microscope optique (Photo original G×40).	36
Figure 47: <i>Endolimax nanus</i> (kyste) sous microscope optique (Photo original G×40).	36
Figure 48: <i>Enterobius vermicularis</i> (oeuf) sous microscope optique (Photo original G×40).	36
Figure 49: <i>Endolima x nanus</i> (kyste) sous microscope optique (Photo original G×40).	37
Figure 50: Répartition de la population globale (141 EPS).	38
Figure 51: La prévalence de la population étudiée.	38
Figure 52: Répartition de la population étudiée selon le sexe.	39
Figure 53: Répartition de la population étudiée selon l'âge.	39
Figure 54: Répartition des patients selon l'étiologie du diabète et HTA.	40
Figure 55: Répartition des espèces parasitaires	41
Figure 56: Fréquence des sujets examinés selon les cas positive et négatifs	42
Figure 57: Fréquence des sujets examinés selon les cas positive et négatifs	42
Figure 58: Fréquence des sujets examinés selon le sexe.	43
Figure 59: Fréquence des sujets examinés selon le sexe.	43
Figure 60: des patients examinés selon l'âge.	44
Figure 61: La répartition des patients examinés selon la tranche d'âge.	45
Figure 62: Répartition des espèces parasitaires	46
Figure 63: Répartition des espèces parasitaires	46
Figure 64: Répartition parasitaire selon le nombre de parasites par patients.	47
Figure 65: Répartition parasitaire selon le nombre de parasites par patients.	47
Figure 66: Prévalence des patients selon les signes cliniques.	48
Figure 67: Prévalence des patients selon les signes cliniques.	49
Figure 68: Répartition des cas positifs selon la technique utilisée.	50
Figure 69: Répartition des cas positifs selon la technique utilisée.	51

Table des matières

Introduction	1
CHAPITRE I	2
Généralités sur les parasites intestinaux.....	2
1 Classifications des parasites intestinaux :.....	3
1.1 Les protozoaires :	3
1.1.1 Les Rhizopodes :.....	4
1.1.2 Les flagellés :.....	4
1.1.3 Les ciliés :.....	5
1.1.4 Les Coccidies ou sporozoaires :	5
2 Les métazoaires :	5
2.1 Les Plathelminthes :	6
2.1.1 Les Trématodes :.....	6
2.1.2 Les Cestodes :.....	6
2.2 Les Némathelminthes :	6
2.2.1 Les Nématodes :	6
2.3 Morphologie :.....	6
3 Cycles des principaux parasites intestinaux rencontrés en Algérie :.....	15
3.1 <i>Giardia intestinalis</i> :.....	15
3.2 <i>Entamoeba histolytica</i> :	15
3.3 <i>Blastocystis hominis</i> :	16
3.4 <i>Enterobius vermicularis</i> :.....	17
4 Les infections parasitaires du tube digestifs et l'insuffisance rénale :.....	18
4.1 Généralité sur l'insuffisance rénale :.....	18
4.1.1 Définition des reins :.....	18
4.1.2 Insuffisance rénale :	19
4.1.3 Les types d'insuffisance rénale :.....	19

4.1.4	Comparaison entre IRC et IRA :	19
4.1.5	Les causes principales :	19
4.1.5.1	Le diabète :	19
4.1.5.2	L'hypertension artérielle :	19
4.1.6	Traitement :	20
4.1.7	Prophylaxie :	21
CHAPITRE II		22
Matériels et Méthodes		22
1	L'Objectif de l'étude :	23
2	Lieu et Période d'étude :	23
3	Condition du prélèvement :	23
3.1	Préparation du malade :	23
3.2	Prélèvement des selles :	23
3.3	Fiche de renseignements (interrogatoire du patient) :	24
4	Le matériel utilisé :	24
5	Définition de la coprologie parasitaire :	24
5.1	Examen macroscopique :	25
5.2	Examen microscopique :	25
6	Méthodes :	25
6.1	Examen direct à l'état frais et au Lugol :	25
7	Examen microscopique après techniques de concentration :	26
7.1	Technique de Ritchie simplifiée :	26
7.2	Technique de Willis :	28
7.3	Technique de Kato :	29
7.4	Technique de Scotch-test (ou test de Graham) :	31
CHAPITRE III		33

Résultats Et discussions.....	33
1 Résultats :	34
1.1 1ère identification :.....	34
1.1.1 Identification macroscopique :	34
1.1.2 Identification microscopique :	34
2 Etude de la population globale :.....	38
2.1 La Répartition de la population globale :	38
2.2 La prévalence de la population étudiée :	38
2.3 Répartition selon le sexe :.....	39
2.4 Répartition selon la tranche d'âge :.....	39
2.5 Répartition selon l'étiologie :.....	40
2.6 Répartition selon les espèces parasites :	41
3 La répartition de la région de Blida et la région de Tipaza :	42
3.1 La répartition selon les cas positive :	42
3.1.1.1 Dans la région de Blida :.....	42
3.1.2 Dans la région de Tipaza :	42
3.2 Répartition selon le sexe :.....	43
3.2.1 Dans la région de Blida :.....	43
3.2.2 Dans la région de Tipaza :	43
3.3 Répartition selon la tranche d'âge :.....	44
3.3.1 Dans la région de Blida :.....	44
3.3.2 Dans la région de Tipaza :	45
3.4 Répartition selon les espèces parasites :.....	45
3.4.1 Dans la région de Blida :.....	45
3.4.2 Dans la région de Tipaza :	46
3.5 Répartition selon les cas de poly parasitisme et mono parasitisme :	47
3.5.1 Dans la région de Blida :.....	47
3.5.2 Dans la région de Tipaza :	47
3.6 Répartition des patients selon les signes cliniques :.....	48
3.6.1 Dans la région de Blida :.....	48

3.6.2 Dans la région de Tipaza :	48
3.7 Répartition des patients des cas positifs selon la technique utilisée :	49
3.7.1 Dans la région de Blida :	49
3.7.2 Dans la région de Tipaza :	50
Discussion :	52
Conclusion	53
Références bibliographiques	53
Annexes	53



Introduction

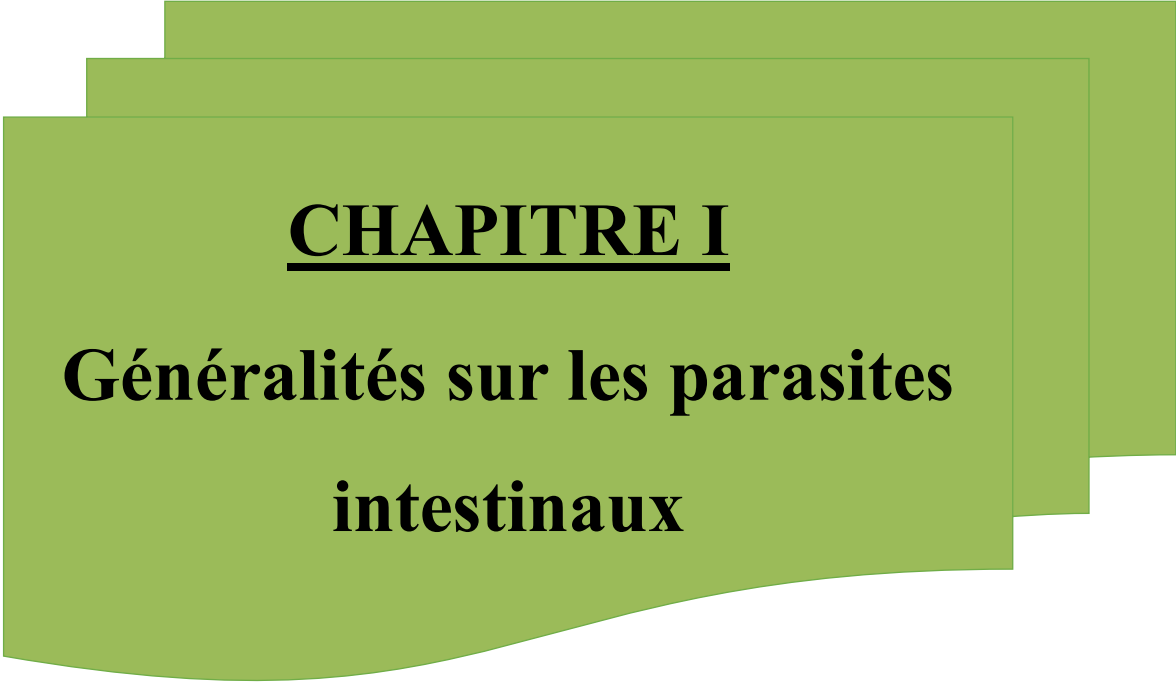
Les parasites intestinaux humains vivent souvent dans l'intestin grêle ou le gros intestin. Ils se nourrissent de nutriments, de déchets ou de sang présents dans l'intestin. On distingue deux types principaux : les protozoaires (organismes microscopiques) et les helminthes (vers). Ces parasites ont un cycle de vie simple et se transmettent à l'homme par voie oro-fécale généralement à cause d'une mauvaise hygiène personnelle **(Dejen et al., 2021)**.

Les infections causées par ces parasites comptent parmi les maladies chroniques les plus répandues dans le monde. On estime qu'environ 3,5 milliards de personnes sont infectées, et que 450 millions souffrent de symptômes. Ces infections restent un problème de santé publique important, aussi bien dans les pays en développement que dans les pays développés **(Dejen et al., 2021)**.

L'insuffisance rénale chronique (IRC) est la 16^e cause de décès dans le monde. Elle touche entre 8 % et 16 % des personnes dans le monde. Les personnes qui ont une maladie des reins attrapent plus facilement des infections. Chez les patients au stade final de la maladie, les infections sont la deuxième cause de décès.

Les personnes sous dialyse ont un système immunitaire affaibli, ce qui les rend plus sensibles aux microbes. Leur corps produit moins d'anticorps et les cellules qui défendent l'organisme (comme les lymphocytes et les macrophages) fonctionnent moins bien. Ce problème du système immunitaire commence dès les premiers stades de la maladie rénale, mais il devient plus grave avec le temps, surtout chez les patients sous dialyse **(Jäger et al., 2001 ; Chen et al., 2019)**.

L'objectif de notre travail consiste à rechercher et classer les parasites intestinaux et les opportunistes (les coccidies) chez les insuffisants rénaux, et de prouver l'efficacité de la détection des parasites par les techniques utilisées : l'examen direct à l'état frais, technique de Ritchie simplifiée), coloration au Lugol, méthode de Willis, technique de kato miura, technique de Scotch-test.



CHAPITRE I

Généralités sur les parasites intestinaux

Un parasite est un organisme qui vit dans ou sur un autre organisme (l'hôte) et qui se nourrit de celui-ci (comme : les vers, les puces...). Il peut déterminer des dommages importants chez l'hôte parasité lorsque la charge parasitaire ou infestation est massive, en entraînant, ainsi, une affection ou maladie parasitaire (**ANOFEL, 2014**).

On parlera de parasites, sous formes libres ou intracellulaires (globules sanguins blancs ou rouges, hépatocytes), adultes mâles et femelles, œufs, larves, formes de résistance (kystes) formes asexuées ou à potentiel sexué (**ANOFEL, 2014**).

Les parasites peuvent être permanents, leur existence entière se déroule dans un ou plusieurs hôtes (*Tænia*, trichine), temporaires partageant leur vie entre une forme libre dans l'environnement et l'autre parasitaire (douve, anguillule), ou encore facultatifs ayant une vie saprophytique mais occasionnellement parasitaire (parasites et champignons opportunistes...) (**ANOFEL, 2014**).

Un parasite intestinal est un organisme vivant qui se développe dans le tube digestif et s'installe à l'intérieur pour survivre. Il pénètre, en général, dans l'organisme par voie buccale et provoque ainsi certaines parasitoses intestinales, se manifestant par des symptômes cliniques allant d'une diarrhée aiguë à Des douleurs abdominales, accompagnées ou non d'un amaigrissement, anémie sévère, vomissement et nausées (**Bourrée & Francine, 2007**).

Ces parasitoses se transmettent par plusieurs modes, d'après **Nicolas (2019)** et **Ameli (2020)** :

- Parasitoses d'origine alimentaire comme : amibiase, giardiase, ténias.
- Parasitoses liées au péril fécal : amibiase, giardiase ou cutanée, deux types de parasites sont les plus observés qui sont : les protozoaires (organismes unicellulaires tels que *Giardia*) et les helminthes (les vers ronds tels que les *Ankylostomes*, ou les vers plats tels que les vers solitaires).

1 Classifications des parasites intestinaux :

Les parasites intestinaux sont classés en deux grands groupes : les protozoaires et les helminthes.

1.1 Les protozoaires :

Un protozoaire est un organisme unicellulaire eucaryote. Du point de vue étymologique, le terme protozoaire signifie « **premiers animaux** ».

Ce sont des êtres unicellulaires doués de mouvement. Qui se déplacent grâce à des pseudopodes (rhizopodes), des flagelles, une membrane ondulante, des cils ou des mouvements de torsion du cytosquelette. Ils se présentent sous forme asexuée ou à potentiel sexué, mobile et capable de se

diviser, ou enkystée, intra ou extracellulaire (Bourrée, 2001). Selon Bourrée ils sont classés comme suit (Figure 01) :

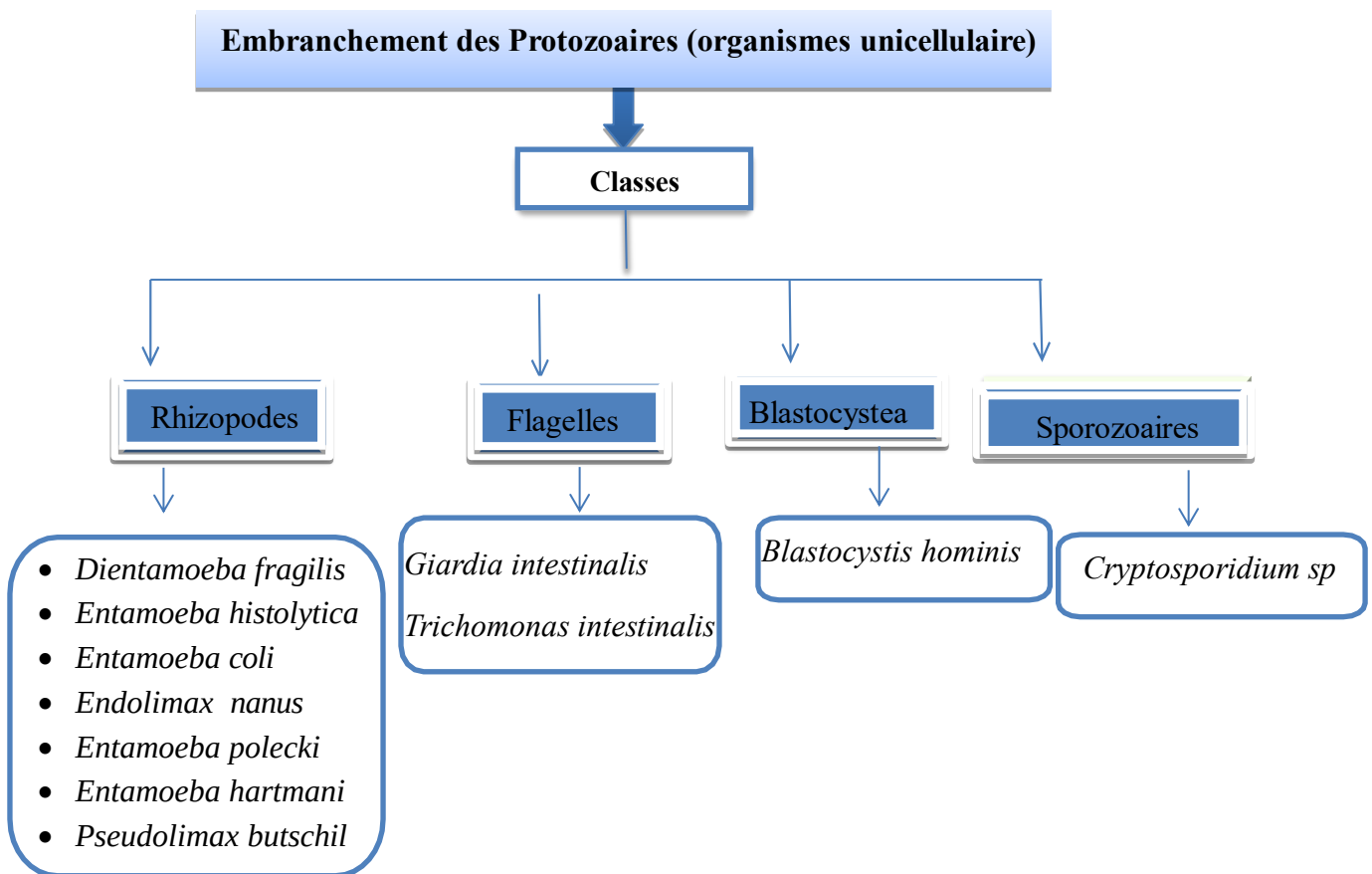


Figure 1: Classification classique (modifié) des protozoaires (Bourrée, 2001).

1.1.1 Les Rhizopodes :

Les parasites appartenant à cette classe sont des cellules nues, capables d'émettre par la surface de leur corps, des prolongements protoplasmiques appelés pseudopodes.

La seule espèce pathogène au sein des Rhizopodes est l'amibe dysentérique : *Entamoeba histolytica* (susceptible de provoquer l'amibiase) (Ndiaye et al., 2006).

Les Amibes :

Trois genres d'amibes sont des parasites du tube digestif humain : *Entamoeba*, *Endolimax* et *Pseudolimax*. Seule *Entamoeba histolytica* est véritablement pathogène chez l'homme.

1.1.2 Les flagellés :

Les flagellés sont des parasites munis de flagelles qui leur servent aux mobilités ou bien comme organes locomoteurs. On trouvera trois types : flagellés digestifs, flagellés urogénitale, flagellés sanguicoles (Saghrouni, 2010).

1.1.3 Les ciliés :

Les ciliés sont des protistes évolués, anciennement appelés infusoires (**Benouis, 2012**). Les ciliés constituent une classe unique. Ils vivent dans tous les milieux aquatiques et se caractérisent par la présence d'une bouche, d'un anus et, au moins à une étape de leur cycle de vie, par des cils vibratiles, utilisés pour la nage, la marche ou pour faire bouger l'eau qui les environne de façon à se procurer de la nourriture. Leur cellule contient deux noyaux : le macronucléus (polyploïde) et le micronucléus (diploïde), impliqués dans la reproduction sexuée ou conjugaison (**Benouis, 2012**).

Les espèces de cette classe peuvent se présenter sous deux aspects : trophozoïte garni de cils et kyste à paroi épaisse, dans cette classe, seul *Balantidium coli* est pathogène pour l'Homme et n'est d'ailleurs qu'un hôte occasionnel.

1.1.4 Les Coccidies ou sporozoaires :

Les coccidies intestinales sont des protozoaires intracellulaires pouvant causer des diarrhées aiguës ou chroniques selon le statut immunitaire de l'hôte. Les principales espèces sont *Cryptosporidium spp*, *Cyclospora spp* et *Isospora belli* (**Esselmani, 2008 ; Aajaouj, 2015**).

2 Les métazoaires :

Les helminthes sont des métazoaires, vers avec de nombreuses cellules. Ils vivent à l'intérieur de l'hôte, macroscopiquement visible sur tout à l'état adulte et à sexe séparé. Ils appartiennent à deux grands embranchements des Némathelminthes : Nématodes (vers rond) et des plathelminthes (vers plats) : les trématodes et les cestodes (**Haque, 2007**).

Ils existent quatre espèces connus sous le nom de geohelminthes, transmis par le sol et qui sont très répandus dans le monde : *Ascaris lombricoïdes*, *Trichiuris trichiuria*, *Ankylostome duodénale* ils sont fréquents dans les régions tropicales et subtropicales (**Haque, 2007**).

Les helminthes intestinaux causent rarement la mort mais elles nuisent la croissance physique et mentale des enfants. Ainsi que contrairement aux protozoaires, ils ne peuvent pas se multiplier dans le corps humains (**Haque, 2007**).

Les helminthes se divisent en deux embranchements principaux, d'après Nicolas (2019), (Figure 02) :

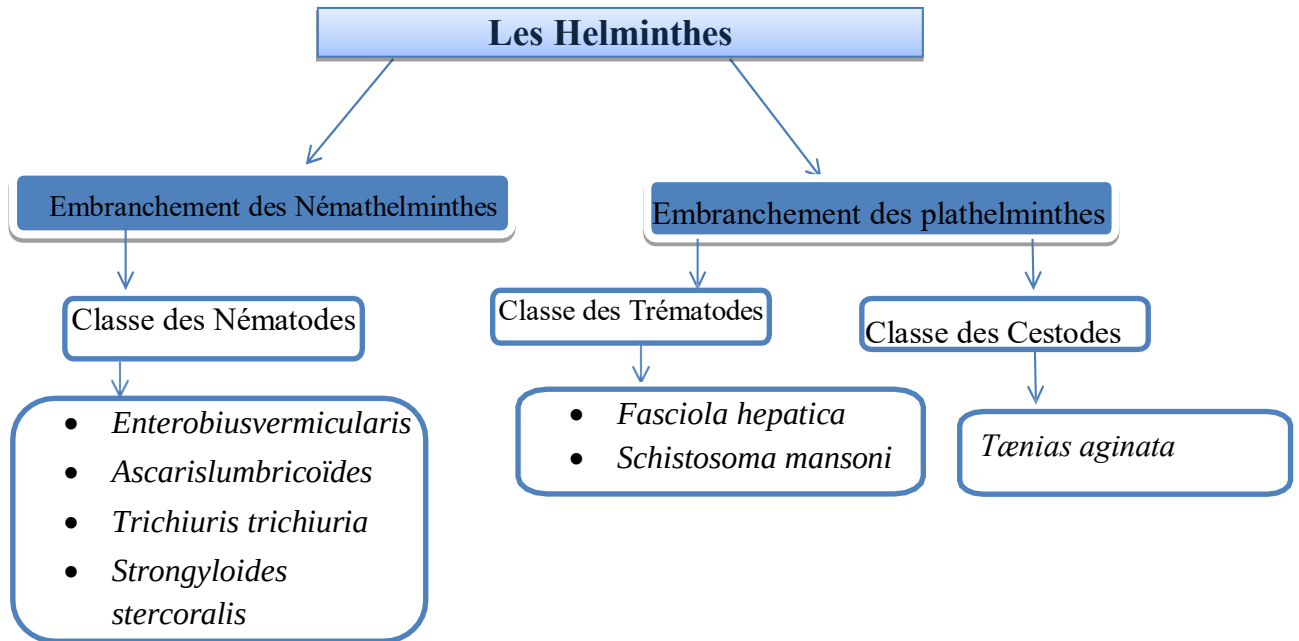


Figure 2: Classification classique des helminthes (Nicolas, 2019).

2.1 Les Plathelminthes :

Ce sont des vers plats, métazoaires triploblastique acéломates, sans cavité. Ils comprennent 2 classes :

2.1.1 Les Trématodes :

Vers plats non segmentés, parasites des organes internes (Nicolas, 2019).

2.1.2 Les Cestodes :

Vers plats segmentés d'aspect rubané, parasites des organes internes (Nicolas, 2019).

2.2 Les Nématelminthes :

Ce sont des vers ronds, métazoaires triploblastiques pseudo-coéломates à cavité unique dans le mésoderme, contenant l'ensemble des organes ils comprennent la classe :

2.2.1 Les Nématodes :

Vers ronds ovipares, sans bourses caudales (Nicolas, 2019)

2.3 Morphologie :

Les principaux protozoaires intestinaux présentent des morphologies variées selon les espèces (tableau 1) :

Tableau 1: La morphologie des principaux protozoaires intestinaux.

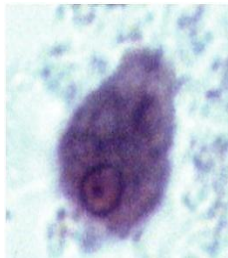
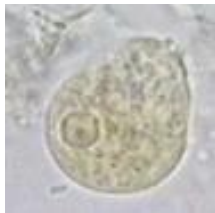
Espèce	Forme	Caractères morphologiques	
Les Rhizopodes			
<i>E.h.histolytica</i>	Forme végétative	<i>Entamæba histolytica</i>	
		• Forme: Hématophage • Taille: 20 à 40 µm de diamètre • Cytoplasme: Finement granuleux • Différenciation: Présence d’ectoplasme et d’endoplasme • Contenu : Hématies plus ou moins digérées • Noyau: Excentrique • Chromatine : Périphérique, fine et régulièrement répartie • Caryosome: Central (Guillaume, 2007).	 Figure 3: Forme végétative d’<i>Entamæba histolytica histolytica</i>. Obj×100.
<i>E.h.minuta</i>	Forme végétative	• Forme: Non pathogène • Taille: 6 à 20 µm de diamètre • Noyau : Identique à celui d’<i>E. h. histolytica</i> • Cytoplasme: Ne contient pas d’hématies • Différenciation : Présence d’ectoplasme et d’endoplasme (Guillaume, 2007).	 Figure 4: Forme végétative d’<i>Entamæba histolytica minuta</i>. Obj×100.
	Kyste	• Forme : Kyste (forme infestant pour l’homme) • Taille: 12 à 14 µm de diamètre • Aspect: Généralement arrondi • Paroi: Épaisse et réfringente • Noyaux : Quatre, identiques à ceux de la forme végétative • Inclusions : Cristalloïdes en forme de saucisse (Moulinier, 2003 et Guillaume, 2007).	 Figure 5: Kyste D’<i>Entamæba histolytica</i> /dispar.100.

Tableau 1: La morphologie des principaux protozoaires intestinaux (suite)

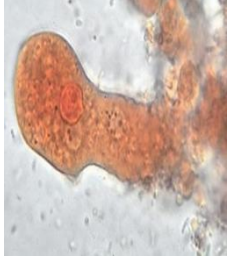
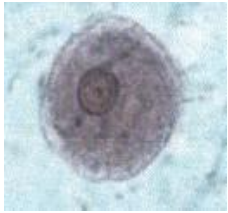
<i>Entamoeba coli</i>	Forme végétative	• Mode de déplacement : Par pseudopodes non rectilignes • Taille : 20 à 30 μm de diamètre • Cytoplasme : Granuleux avec de grosses vacuoles • Différenciation : Absence de distinction entre l'ectoplasme et l'endoplasme • Noyau : Visible, avec une chromatine périphérique fine et irrégulière • Caryosome : Excentré (Moulinier, 2003 et Guillaume, 2007).	 Figure 6: Forme Végétative d'<i>Entamoeba coli</i>. Obj$\times 100$.
	kyste	• Forme : Kyste rond ou allongé, réfringent • Taille : 18 à 20 μm de diamètre (plus gros kyste d'amibes) • Vacuole : Centrale • Noyaux : 1 à 8 à maturités • Cristalloïdes : Absents (pas en forme d'aiguille) (Guillaume, 2007).	 Figure 7: Kyste D'<i>Entamoeba coli</i>. Obj$\times 100$.
<i>Entamoeba dispar</i>	Forme végétative	• Possède les mêmes caractéristiques qu'<i>Entamoeba histolytica</i> type <i>minuta</i> (Thivierge, 2014).	 Figure 8: Forme végétative D'<i>Entamoeba dispar</i>. Obj$\times 100$.
	Kyste	• Les kystes sont toujours désignés <i>Entamoeba histolytica</i> / <i>Entamoeba dispar</i>. Aucune différence morphologique entre les kystes de ces deux espèces. (Thivierge, 2014)	

Tableau 1 : La morphologie des principaux protozoaires intestinaux (suite)

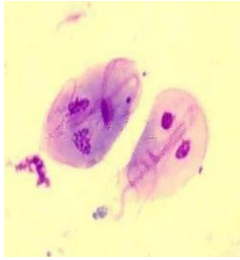
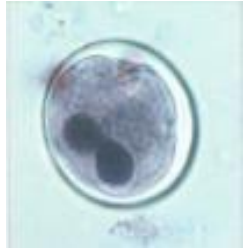
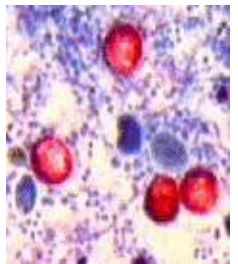
Flagellés intestinaux			
<i>Giardia intestinalis</i> .	Forme végétative	• Forme : Ressemble à un cerf-volant • Mobilité : Très mobile • Taille : 10 à 20 μm sur 6 à 10 μm • Flagelles : Quatre paires • Corps parabasaux : Deux • Axostyle : Sépare le corps en deux parties symétriques • Noyaux : Deux, volumineux (Magne et al., 1996).	 Figure 9: Forme végétative de <i>Giardia intestinalis</i>. Obj$\times$100.
	Kyste	• Taille : 12 à 15 μm sur 7 à 10 μm • Forme : Ovoïde • Coque : Lisse, réfringente, à double paroi, peu épaisse • Contenu : Restes de flagelles sous forme de cloison longitudinale en S • Autres structures : Présence de corps parabasaux (Magne et al., 1996).	 Figure 10: Kyste de <i>Giardia intestinalis</i>. Obj$\times$100.
<i>Trichomonas intestinalis</i>	Forme végétative	• Forme : Aplatie en amande • Taille : 6 à 12 μm • Noyau : Unique • Flagelles : Quatre antérieurs et un postérieur • Membrane ondulante : Formée par le flagelle postérieur accolé au corps (Magne et al., 1996)	 Figure 11: Forme végétative de <i>Trichomonas intestinalis</i> Obj$\times$100.
	Kyste	• Pas de kyste	

Tableau 1 : La morphologie des principaux protozoaires intestinaux (suite)

Les ciliés			
<i>Balantidium coli</i> .	Forme végétative	• Taille : 50 à 200 μm sur 20 à 70 μm • Forme : Partie antérieure effilée avec une fente oblique • Mobilité : Bordé de cils volumineux vibratiles • Cytostome : Prolongé par une dépression (péristome) • Orifice anal : Difficilement visible • Cytoplasme : Rempli de vacuoles digestives • Noyaux : Macronucléus : Réniforme, sert aux fonctions végétatives • Micronucleus : Situé dans la cavité du macronucléus, assure la reproduction (Nozais & Datry, 1996)	 Figure 12: Forme végétative de <i>Balantidium coli</i>. Obj×200.
	Kyste	• Forme : Arrondie • Taille : 50-60 μm de diamètre • Paroi : Épaisse et transparente • Noyaux : Macronucléus : Présent • Micronucleus : Rarement visible (Nozais & Datry, 1996)	 Figure 13: Kyste de <i>Balantidium coli</i>. Obj×400.
Les sporozoaires			
<i>Cryptosporidium sp</i>	Oocyste	• Type : Oocyste sporulé • Enveloppe : Coque externe • Forme : Sphérique ou ovoïde • Taille : 4 à 5 μm • Contenu : 4 sporozoïtes ,1 corps résiduel ,1 vacuole (Guillaume, 2007)	 Figure 14: Oocyste de <i>Cryptosporidium sp.</i> Obj×100.

		• Type : Oocyste • Forme : Ovale • Taille : 25 à 30 μm sur 12 à 16 μm • Extrémité : Effilée • Paroi : Épaisse • Développement : Le sporoblaste forme 2 sporocystes • Chaque sporocyste contient 4 sporozoïtes (Guillaume, 2007)	 Figure 15: Oocyste D'<i>Isospora belli</i>. Obj×100.
--	--	--	--

Les principaux métazoaires intestinaux présentent des morphologies variées selon les espèces (tableau 2) :

Tableau 2: La morphologie des principaux métazoaires intestinaux.

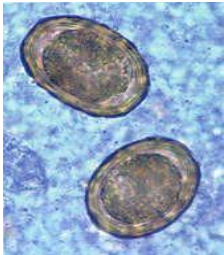
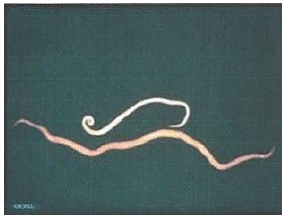
2Espèce	Forme	Caractères morphologiques	
Les nematodes			
Ascaris lumbricoïdes		• Forme : Ellipsoïde. • Taille : 50 à 75 µm sur 40 à 60 µm. • Enveloppe externe : Épaisse, aspect mamelonné. • Enveloppe interne : Épaisse, claire et lisse. • Contenu interne : Masse embryonnaire granuleuse, de couleur jaunâtre. (Guillaume, 2007).	 Figure 16: Œuf D'Ascaris lumbricoïdes. Obj×60.
	Adultes	• Vers ronds, de couleur blanc rosé • Les deux sexes ont une bouche à trois lèvres. • La femelle mesure entre 20 et 25 cm de long, avec un diamètre de 3 à 6 mm.L'extrémité caudale est droite et pointue. (Mbaye& Klotz, 2003)	 Figure 17: Adultes d'Ascaris lumbricoïdes (mâle et femelle).

Tableau 2 : La morphologie des principaux métazoaires intestinaux. (Suite)

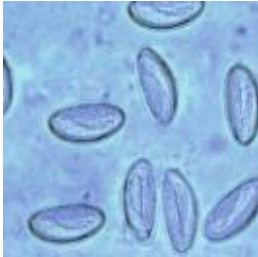
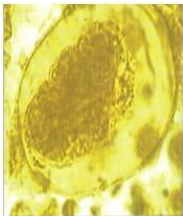
	Œuf	• Forme : Ovalaire. • Taille : 50 à 60 μm de long sur 30 à 32 μm de large. • Coque : Épaisse, lisse, à double contour. • Face aplatie, donnant un aspect asymétrique caractéristique. (Caumes et <i>al.</i>, 2002)	 Figure 18: Femelle d'<i>Enterobius vermicularis</i>. Obj×40.
<i>Enterobius vermicularis</i>	Adultes	• Petits vers blanc laiteux. • Tête contenant une vésicule céphalique. • Bouche entourée de trois lèvres cornées. • Forme filiforme et très mobile. • Mâle : 2 à 5 mm de long, 0,2 mm de diamètre, avec une partie postérieure spiralée. • Femelle : 9 à 13 mm de long, 0,3 à 0,5 mm de large, avec une queue pointue occupant le tiers de la longueur totale du corps (Caumes et <i>al.</i>, 2002)	 Figure 19: Femelle d'<i>Enterobius vermicularis</i>. Obj×40.
<i>Strongyloides stercoralis</i>	Œuf	• Taille: 50 à 55 μm de diamètre • Forme : Ovoïde, coque mince et lisse • Présence dans les selles : Exceptionnelle • Ressemblance : Même morphologie que les œufs d'ankylostome (ANOFEL, 2010).	 Figure 20: Œuf du <i>Strongyloides stercoralis</i>. Obj×40.
	Larve	• 500 μm de long sur 15 μm de diamètre. • Caractéristiques : • Un seul renflement œophagien. • Queue tronquée bifide. • Pas de gaine. • Forme infestante (Émile, 2010).	 Figure 21: Larve du <i>Strongyloides stercoralis</i>. Obj×40.

Tableau 2 : La morphologie des principaux métazoaires intestinaux. (Suite)

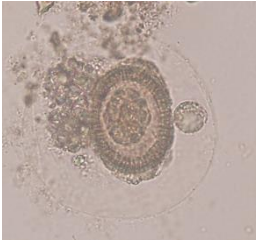
	Adultes	- Chez l'homme, seule la femelle parthénogénétique est connue. Taille : 2 à 3 mm de long. Bouche : Constituée de deux petites lèvres. Extrémité postérieure : Conique, avec la vulve située dans le tiers de cette partie. Utérus : Contient 5 à 9 Tufts verdâtres embryonnés (Guillaume, 2007)	 Figure 22: Femelle de parthénogénétique <i>Strongyloides stercoralis</i>.
Les cestodes			
<i>Tænia saginata</i>	Œuf	Taille du Tuf : 50 µm de diamètre. Coques : Deux membranes. Membrane externe : Fragile, épaisse, translucide, contenant des granules réfringentes. Membrane interne : Brune sombre, radiée, résistante. Embryophore : Contient un embryon hexacanthé (Dominique, 2007).	 Figure 23: Œuf du <i>Tænia saginata</i>.
	Adultes	- Ver blanc grisâtre, mesurant 8 à 12 m de long. Scolex : Inerme, avec quatre ventouses elliptiques. Cou : Allongé, moins large que la tête. Strobile : Composé de 1000 à 2000 anneaux. Anneaux jeunes : Plus larges que longs. Anneaux mûrs : Plus longs que larges, avec de nombreuses ramifications utérines. Pores génitaux : Répartition irrégulièrement alterné (Guillaume, 2007 ; Pascal et al., 2014)	 Figure 24: Adulte de <i>Tænia saginata</i>.
		A la même morphologie que celui de <i>Tænia saginata</i> (Dominique, 2007)	 Figure 25: Œuf du <i>Tænia solium</i>

Tableau 2 : La morphologie des principaux métazoaires intestinaux. (Suite)

<i>Tænia solium</i>	Œuf	• Longueur du vers : 8 m. • Scolex : Globuleux, environ 1 mm de diamètre, avec quatre ventouses arrondies et saillantes, et un rostre armé de deux couronnes de crochets. • Cou : Court et grêle. • Strobile : Composé de 800 à 1000 anneaux. • Pores génitaux : Répartition régulièrement alternée. • Utérus : Composé de 7 à 10 branches, permettant de le différencier du <i>Tænia saginata</i> (Guillaume, 2007 ; Delpy & Klotz, 2005)	 Figure 26: Adulte de <i>Tænia solium</i>.
Les trématodes			
<i>Schistosoma mansoni</i> .	Œuf	• Forme : Ovoïde et asymétrique. • Taille : 110 à 75 µm sur 45 à 70 µm. • Coque : Lisse, mince, avec un éperon latéral au-dessus du pôle arrondi du Tuf. • Contenu : Un miracidium jaune gris (Anofel, 2014)	 Figure 27: Œuf de <i>Schistosoma mansoni</i>. Obj×10.
	Adultes	• Mâle : Blanc, 6 à 9 mm de long, 1 mm de large. • Corps plat mais paraît cylindrique, avec des bords enroulés formant un canal gynécophore pour loger la femelle. • Femelle : 14 mm de long. • Glandes vitellogènes présentes. • Ovaire placé à la moitié du corps, proche de la jonction des branches de l'intestin. • Utérus court, contenant un seul Tuf à la fois (Guillaume, 2007).	 Figure 28: Adultes de <i>Schistosoma mansoni</i> (mâle et femelle).

3 Cycles des principaux parasites intestinaux rencontrés en Algérie :

3.1 *Giardia intestinalis* :

➤ Cycle biologique :

La contamination par *Giardia intestinalis* se fait par ingestion d'aliments contaminés par des kystes infectieux éliminés dans les selles. Dans l'estomac, le suc gastrique détruit la paroi des kystes, libérant ainsi les formes végétatives qui se développent dans le duodénum. Ces formes se multiplient activement par scissiparité, colonisant le duodénum et la partie supérieure de l'intestin grêle. Sous l'effet des sels biliaires, elles s'enkystent de nouveau et sont éliminées dans les fèces (Figure 29) (ANOFEL, 2014).



Figure 29: Cycle évolutif de *Giardia intestinalis* (Guillaume, 2007).

3.2 *Entamoeba histolytica* :

➤ Cycle biologique :

Le cycle de cette parasitose se déroule de manière simple et directe (Figure 30) :

1. Cycle court et direct (Nicolas, 2019).
2. Transmission par voie oro-fécale (Baxt et al., 2008).
3. Ingestion de kystes à 4 noyaux → libération des trophozoïtes dans le cæcum et côlon ascendant (4).
5. Multiplication des trophozoïtes par scissiparité (Nicolas, 2019).

6. Formation de nouveaux kystes éliminés dans les selles.
7. L'hôte reste asymptomatique durant ce cycle (**Baxt et al., 2008**).

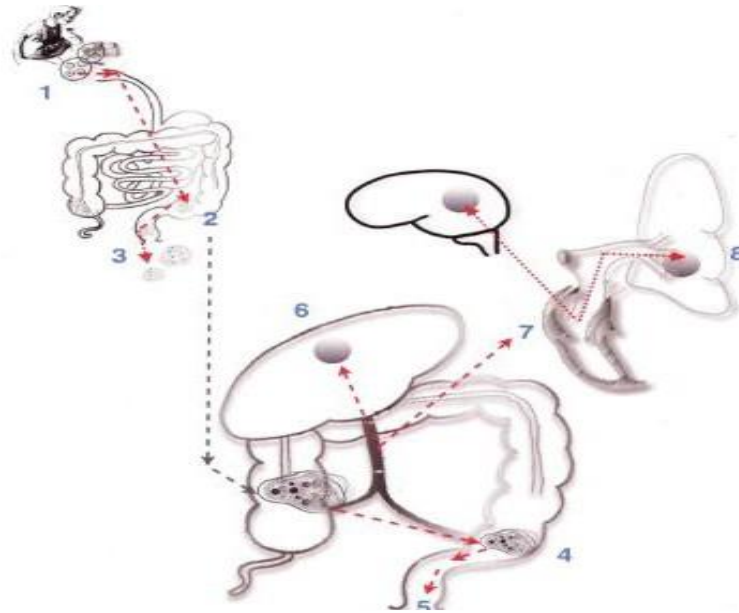


Figure 30: Cycle évolutif d'*Entamoeba histolytica* (**Bouchaud & Aumaitre, 1999**).

3.3 *Blastocystis hominis* :

➤ Cycle biologique

Le cycle de vie de *Blastocystis hominis* est encore partiellement compris (Figure 31).

- Il comporte quatre formes : kystique, vacuolaire, granulaire et amiboïde.
- Le cycle commence par l'ingestion des kystes.
- Les kystes se transforment en autres formes morphologiques dans l'intestin.
- Ces formes peuvent redevenir kystiques.
- Les kystes sont ensuite éliminés dans l'environnement par les selles.
- La transmission se fait par voie oro fécale, à l'homme ou à d'autres animaux.
- Cela permet au cycle de se répéter (**Poirier et al., 2015**).

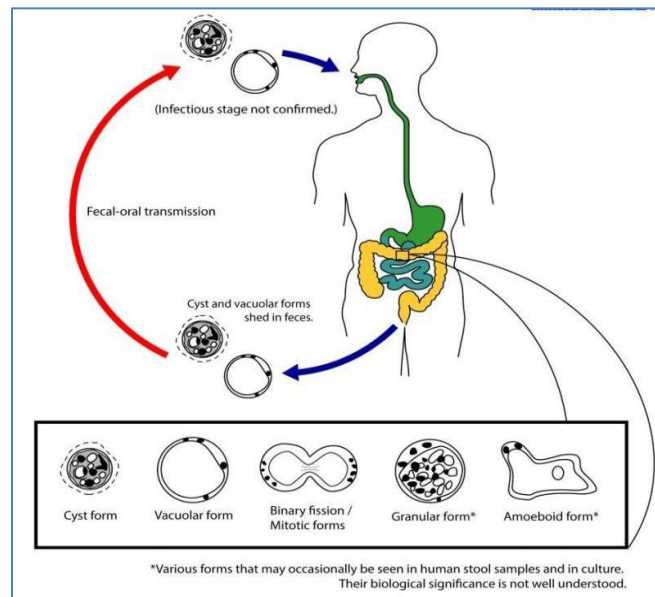


Figure 31: Cycle biologique de *Blastocystis hominis* (Graciaetal.,2014).

3.4 *Enterobius vermicularis* :

➤ Cycle biologique

1. La contamination est directe par voie oro fécale : auto-infestation. Le cycle est monoxène direct, court (durée de 28 jours).
2. Ingestion d'œufs embryonnés.
3. Libération de la larve dans l'intestin grêle.
4. Maturation de la larve au niveau du cæcum (plusieurs mues).
5. Accouplement : le mâle meurt et est éliminé.
6. La femelle gravide migre vers l'anus.
7. Ponte rapide : jusqu'à 10 000 œufs en 20 minutes.
8. Œufs deviennent infectants en moins de 6 heures (Nicolas, 2019)

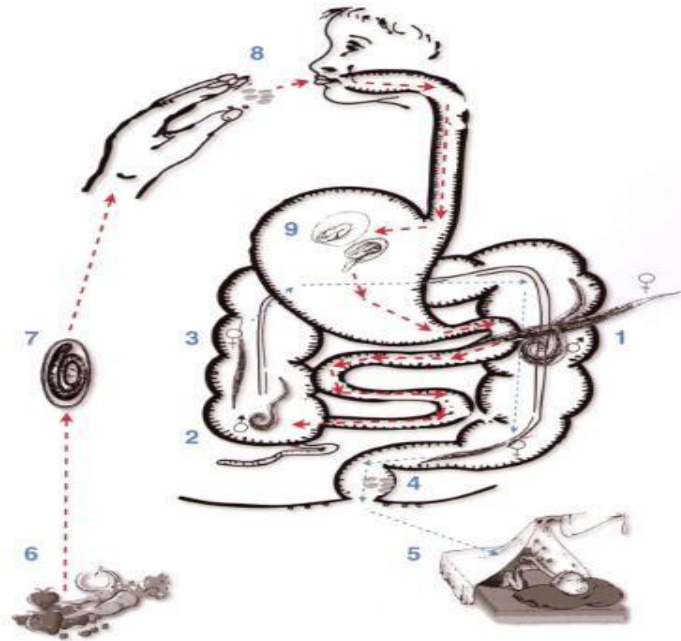


Figure 32: Cycle biologique d'*Enterobius vermicularis* (Guillaume, 2007).

4 Les infections parasitaires du tube digestifs et l'insuffisance rénale :

4.1 Généralité sur l'insuffisance rénale :

4.1.1 Définition des reins :

Les reins sont deux organes en forme d'haricot de couleur rouge foncé, situés contre la paroi abdominale postérieure dont celui de la droite est un peu plus bas que le rein gauche. Le rein est un organe clé de l'équilibre du milieu intérieur. Il exerce cette fonction en modifiant chaque instant la composition de l'urine de façon à préserver le volume et la composition des liquides extra cellulaires. Toute anomalie clinique ou biologique doit donc obligatoirement conduire à la question (la réponse rénale à ce désordre est-elle appropriée ou inappropriée) (Diarra, 2002).

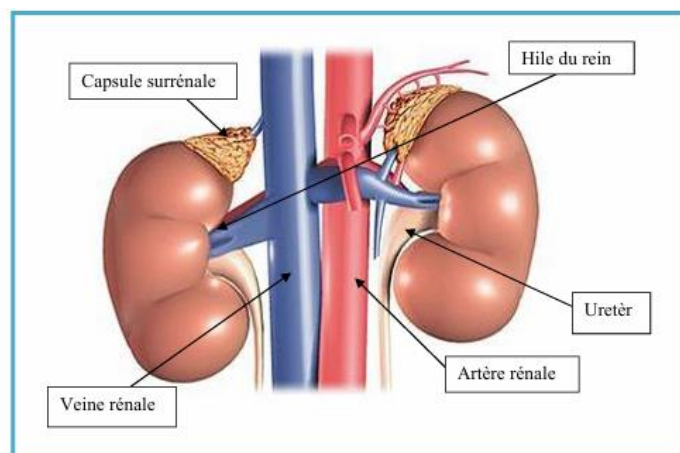


Figure 33: Anatomie externe du rein (Martin, 2004).

4.1.2 Insuffisance rénale :

C'est une diminution ou un arrêt de la filtration glomérulaire au point que la fonction rénale ne peut plus maintenir l'homéostasie de l'organisme. La maladie est dite aigue si le dysfonctionnement est transitoire et réversible, tant dis qu'elle est chronique si la destruction est irréversible sans possibilité de guérison **(Forest & Martin, 2007)**

4.1.3 Les types d'insuffisance rénale :

On distingue deux types d'insuffisance rénale : aigue ou chronique :

- L'insuffisance rénale aigue (IRA) : survient soudainement, se caractérise par une réduction immédiate des fonctions rénales avec rétention des déchets azotés **(Guillil, 2012)**.
- L'insuffisance rénale chronique (IRC) : est la perte irréversible et progressive de la fonction rénale provoquant de graves altérations dans la composition des liquides de l'organisme **(Guillil, 2012)**.

4.1.4 Comparaison entre IRC et IRA :

L'insuffisance rénale chronique engendre des manifestations cliniques tels que, l'hypertension ou d'autres maladies. L'insuffisance rénale aiguë, quant à elle survient soudainement, parfois après un accident ou à la suite d'une intervention chirurgicale difficile ; et par la présence d'une lithiase d'infection ou d'un germe, contrairement à l'insuffisance rénale chronique, est généralement réversible et guérit le plus souvent **(Kenouch & Mery, 1988)**

4.1.5 Les causes principales :

L'identification des causes de l'insuffisance rénale est essentielle, car certaines peuvent être traitées et réversibles si elles sont détectées à temps.

4.1.5.1 Le diabète :

Le diabète est devenu la principale cause d'insuffisance rénale chronique terminale, représentant environ 30 % des cas, avec des variations selon les pays. Avec la progression de l'épidémie mondiale de diabète liée notamment à une alimentation excessive, les patients atteints de diabète de type 2 constituent la majorité des personnes arrivant au stade terminal de l'insuffisance rénale **(Hulot, 2007)**. Par ailleurs, l'augmentation de la survie cardiovasculaire, grâce à une meilleure prise en charge médicale et au vieillissement de la population, contribue également à la hausse des cas de néphropathie diabétique.

4.1.5.2 L'hypertension artérielle :

L'hypertension artérielle est la deuxième cause la plus fréquente d'insuffisance rénale chronique.

Une étude épidémiologique menée sur 3 615 659 hommes hypertendus suivis sur une période moyenne de 15 ans a révélé que 924 d'entre eux ont développé une insuffisance rénale chronique, soit une incidence de 17,12 pour 100 000 personnes par an (**Boubchir, 2004**)

4.1.6 Traitement :

Pour éliminer les parasites présents dans les intestins, on utilise des médicaments appelés antiparasitaires, comme les vermifuges (ou antihelminthiques) et les anti-protozoaires (**Klotz et al., 2002**)

Tableau 3: Traitements de différentes parasitoses (**Klotz et al.,2002**).

Parasitoses due aux protozoaires	Le parasite	Traitement
Giardiose	<i>Giardia intestinalis</i>	Métronidazole
Amibiase	<i>Entamoeba histolytica</i>	Métronidazole
Blastocystose	<i>Blastocystis hominis</i>	Métronidazole
Cryptosporidiose	<i>Cryptosporidium sp</i>	Paromomycine
Cyclosporese	<i>Cyclospora cayetanensis</i>	Cotrimoxazole
Isosporose	<i>Isospora belli</i>	Cotrimoxazole
Ankylostomes	<i>Ankylostoma duodénale</i>	Mebendazole
Ascaridiose	<i>Ascaris lumbricoides</i>	Mebendazole
Anguillulose	<i>Strongyloides stercoralis</i>	Ivermectine (Albendazole)
Oxyuroses	<i>Enterobius vermicularis</i>	Mebendazole
Fasciolose	<i>Fasciola hepatica</i>	Triclabendazole
Bilharziose	<i>Schistosoma spp</i>	Paraziquantel
Téniasis (saginata)	<i>Tænia saginata</i>	Paraziquante

4.1.7 Prophylaxie :

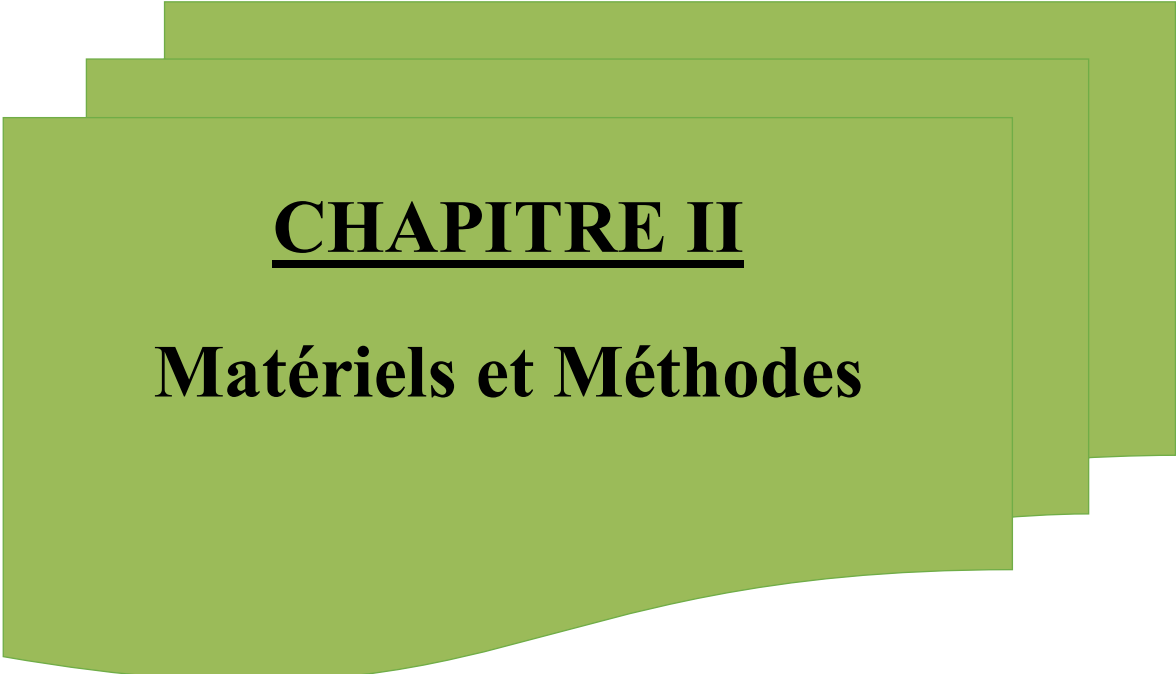
La prévention des parasitoses intestinales vise à interrompre leur transmission et à protéger les personnes exposées (**Organisation Mondiale de la Santé, 1987**).

➤ Prophylaxie individuelle :

- Elle repose sur des mesures d'hygiène personnelle et alimentaire, telles que :
- Lavage des mains avant les repas, après les toilettes et avant de manipuler les aliments.
- Boire de l'eau bouillie ou filtrée.
- Laver soigneusement fruits et légumes.
- Éviter la viande mal cuite.
- Utiliser les latrines et porter des chaussures, même si cela peut être difficile dans certains métiers.
- Éviter les bains dans les eaux stagnantes (**Jacquemin et Jacquemin, 1987**).

➤ Prophylaxie collective :

- Elle consiste à limiter la contamination de l'environnement, surtout par une bonne gestion de l'eau.
- Des mesures d'hygiène doivent être appliquées autour des personnes infectées :
- Nettoyer les objets personnels (en particulier chez les enfants).
- Désinfecter les tables d'école et les sols.



CHAPITRE II

Matériels et Méthodes

1 L'Objectif de l'étude :

Le but de cette étude est d'évaluer la prévalence des parasites intestinaux chez les patients atteints d'insuffisance rénale à travers un échantillon de 141 patients et de comparer les résultats obtenus dans deux laboratoires L'étude vise également à identifier les types des parasites intestinaux rencontrés chez cette population.

2 Lieu et Période d'étude :

L'étude a été réalisée dans deux laboratoires d'analyses médicales : Le laboratoire central du CHU Frantz Fanon de Blida et laboratoire central d'EPH Dr Yahia Fares à Kolea à Tipaza. Cette étude s'est déroulée sur une période de trois mois, allant de mars à juin 2025.

3 Condition du prélèvement :

3.1 Préparation du malade :

- Pour obtenir des résultats fiables, il est nécessaire d'arrêter 3 à 4 jours avant l'examen certaines substances qui peuvent fausser l'interprétation :
- Les antiseptiques intestinaux, même s'ils ne tuent pas complètement les amibes, peuvent stopper leur développement et rendre les résultats faussement négatifs **(Rousset, 1993)**.
- Les antibiotiques et sulfamides modifient la flore intestinale, ce qui nuit aux protozoaires, et peuvent même réduire la ponte des vers **(Rousset, 1993)**.
- Les laxatifs, adsorbants (comme le charbon ou les mucilages) et les anti-diarrhéiques peuvent diminuer la présence des parasites dans les selles **(Rousset, 1993)**.
- Certains produits comme le baryum, l'huile de ricin, l'huile minérale, le bismuth, ou les anti-diarrhéiques non absorbables peuvent masquer les protozoaires pendant 5 à 10 jours **(Garcia, 2004)**.

Pendant les 3 jours précédant l'examen, il est recommandé de :

- Suivre un régime pauvre en fibres : biscotte, pâtes, riz, œufs, produits laitiers, poisson.
- Éviter : choux, salades, légumes secs (lentilles, haricots...), pommes de terre, fruits riches en fibres (poires, pommes, fraises, figues).
- Ne pas prendre de purgatif, car il réduit la concentration des parasites dans les selles **(Guiguen, 2012)**.

3.2 Prélèvement des selles :

- Il faut recueillir toute la selle dans un récipient propre, sec et transparent, mais pas stérile. Il ne doit surtout pas y avoir d'urines, car elles peuvent tuer les protozoaires **(Guiguen, 2012)**.
- Idéalement, le patient doit déféquer au laboratoire, car cela permet de mieux conserver les

trophozoïtes, qui sont très fragiles. En revanche, les kystes et œufs résistent mieux et peuvent se garder plusieurs jours à température ambiante (**Guiguen, 2012 ; Kaci et al., 2020**).

- Il faut une quantité suffisante de selles pour pouvoir faire tous les examens nécessaires.
- Pour être sûr du résultat, il est conseillé de réaliser plusieurs prélèvements à des jours différents, car les parasites ne sont pas toujours présents dans les selles (**Kaci et al., 2020**).

3.3 Fiche de renseignements (interrogatoire du patient) :

Il faut poser quelques questions au patient et remplir une fiche avec les informations suivantes (**Charef, 2017**) (voir annexes 5) :

- **Nom, prénom, âge, sexe, adresse** (en précisant si la personne vit en ville, à la campagne, ou dans une zone d'endémie).
- **Séjour en zone à risque** (pays chauds, régions endémiques).
- **Habitudes alimentaires** (viande mal cuite, salades sauvages).
- **Symptômes digestifs** (douleurs, diarrhées, etc.).
- **État de santé** (immunodépression ou autres conditions médicales).
- **Résultats d'examens** (comme l'anémie ou l'hyperéosinophilie).
- **Traitement actuel** (surtout antiparasitaires).

4 Le matériel utilisé :

Le matériel utilisé dans notre étude comprend des échantillons de selles (matériel biologique) (Annexe 1) , du matériel non biologique (Annexe 2), des appareils d'analyse (Annexe 3) ainsi que des réactifs nécessaires aux techniques parasitologiques (Annexe 4).

5 Définition de la coprologie parasitaire :

La coprologie parasitaire, également appelée examen parasitologique des selles (EPS), est un examen fondamental en parasitologie. Cet examen permet d'identifier une grande variété de parasites intestinaux, qu'il s'agisse d'**helminthes** ou de **protozoaires**, ainsi que certains parasites extra-intestinaux. En effet, des œufs de douves (affectant les voies biliaires ou les poumons) ou encore ceux de **Schistosomes** peuvent être retrouvés dans les selles, car celles-ci représentent un vecteur naturel de dissémination dans l'environnement.

La mise en évidence de chaque parasite repose sur l'utilisation d'une ou plusieurs techniques, plus ou moins spécifiques selon le cas. Parfois, des examens complémentaires sont nécessaires, tels que

le **scotch-test anal** (ou test à la cellophane adhésive), la **biopsie rectale** ou encore le **tubage duodénal** (Chérifa, 2020).

L'examen consiste à étudier les selles de manière macroscopique et microscopique afin d'identifier la présence de parasites :

5.1 Examen macroscopique :

Cet examen permet d'observer l'aspect général des selles :

- Leur **consistance** : liquide, molle ou dure.
- Leur **couleur** : jaune, verte, noire ou marron.
- **La présence de parasites visibles**, comme des segments de ténia ou des vers adultes (ascaris, oxyures).

5.2 Examen microscopique :

Cet examen utilise plusieurs méthodes. La principale est l'observation directe au microscope, qui permet de détecter des kystes, œufs, larves ou formes **actives** des parasites présents dans les selles.

6 Méthodes :

6.1 Examen direct à l'état frais et au Lugol :

Cet examen vise à détecter les formes végétatives vivantes des protozoaires, en s'appuyant sur leur mobilité caractéristique (**Rousseau, 1993**). Il permet également l'identification des larves d'anguillule et d'ankylostome, des kystes protozoaires, ainsi que des œufs d'helminthes (**Buffaz et al., 2014**)

➤ Mode opératoire :

- À l'aide d'un agitateur en verre, prélever une petite quantité de matières fécales à différents endroits, puis la déposer dans un verre à pied (**Buffaz et al., 2014**). (Figure B)
- Ajouter progressivement du sérum physiologique tout en homogénéisant soigneusement jusqu'à obtenir une dilution bien répartie.
- À l'aide d'une pipette Pasteur, placer deux gouttes distinctes de cette dilution sur une lame. Sur l'une des deux gouttes, ajouter une goutte de lugol afin de faciliter la coloration de certaines structures parasitaires (**Rousseau, 1993 ; Buffaz et al., 2014**) (Figure D)
- Recouvrir chaque goutte avec une lamelle, puis procéder à l'observation microscopique, en

commençant avec l'objectif x10 pour un repérage global, suivi de l'objectif x40 pour une analyse plus détaillée (Figure D)

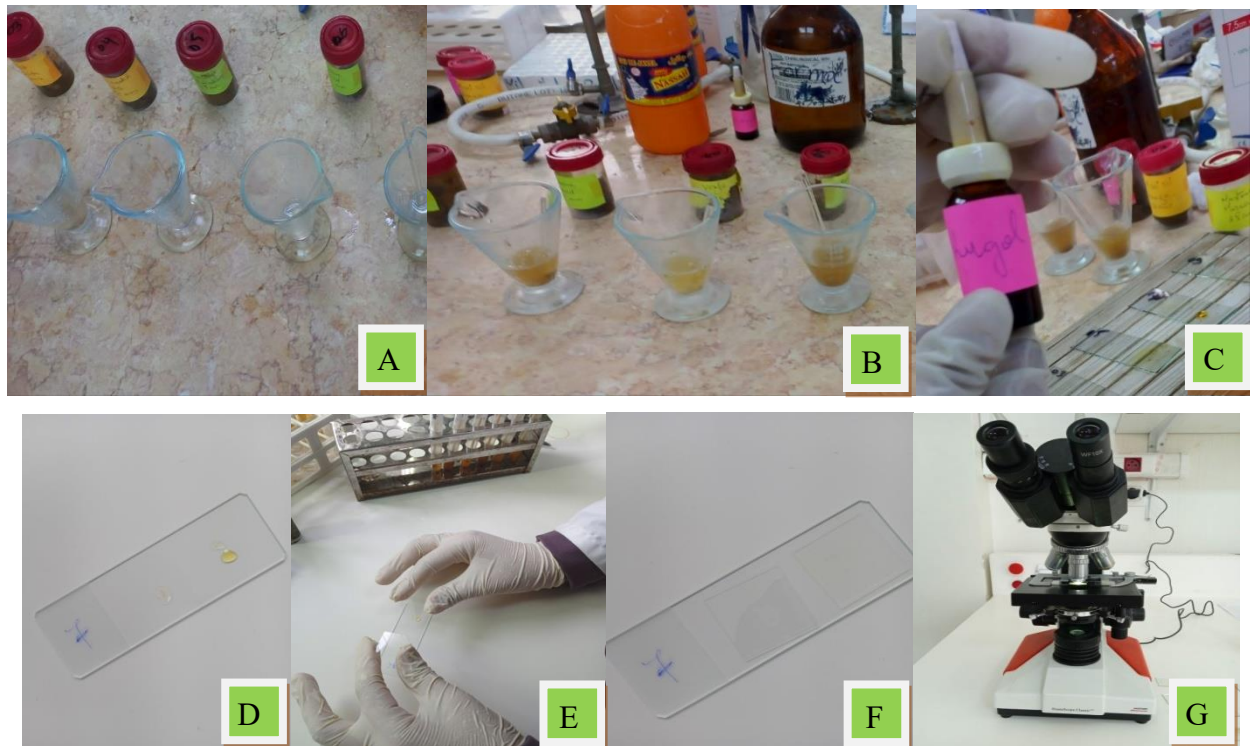


Figure 34: Les étapes de l'examen à l'état frais (Abdenouz et *al.*, 2025)

7 Examen microscopique après techniques de concentration :

Les techniques de concentration ont pour objectif de regrouper les éléments parasitaires dans un faible volume de selles, tout en éliminant autant que possible les débris alimentaires qui peuvent gêner l'observation (Guillaume, 2007).

Parmi les méthodes couramment utilisées, on retrouve la méthode de Ritchie modifiée, la méthode de Kato, ainsi que la méthode de Willis (pour les selles liquides).

7.1 Technique de Ritchie simplifiée :

Il s'agit d'une méthode diphasique qui facilite l'élimination des constituants interférant avec l'observation microscopique. Après centrifugation, les éléments parasitaires se retrouvent concentrés dans le culot, ce qui en améliore la détection (Larivière, 1987).

➤ Mode opératoire : (Figure 35)

- Diluer 2 g de selles dans 100 ml d'eau formolée à 10 % dans un verre à pied (Larivière, 1987). (Figure A)

- Triturer et laisser sédimer. (Figure B)
- Verser 2/3 du surnageant dans un tube conique, ajouter 1/3 d'éther. (Figure C)
- Agiter jusqu'à homogénéisation.
- Centrifuger à 1500 tours/minute pendant 5 minutes. (Figure E)
- Jeter le surnageant rapidement. (Figure G)
- Prélever une goutte du culot avec une pipette Pasteur, la déposer sur une lame et recouvrir d'une lamelle. (Figure I)
- Observer au microscope avec les objectifs x10 puis x40 (Guillaume, 2007 ; Larivière, 1987). (Figure J)



Figure 35: Les étapes de Technique de Ritchie (Bouhazam, 2025).

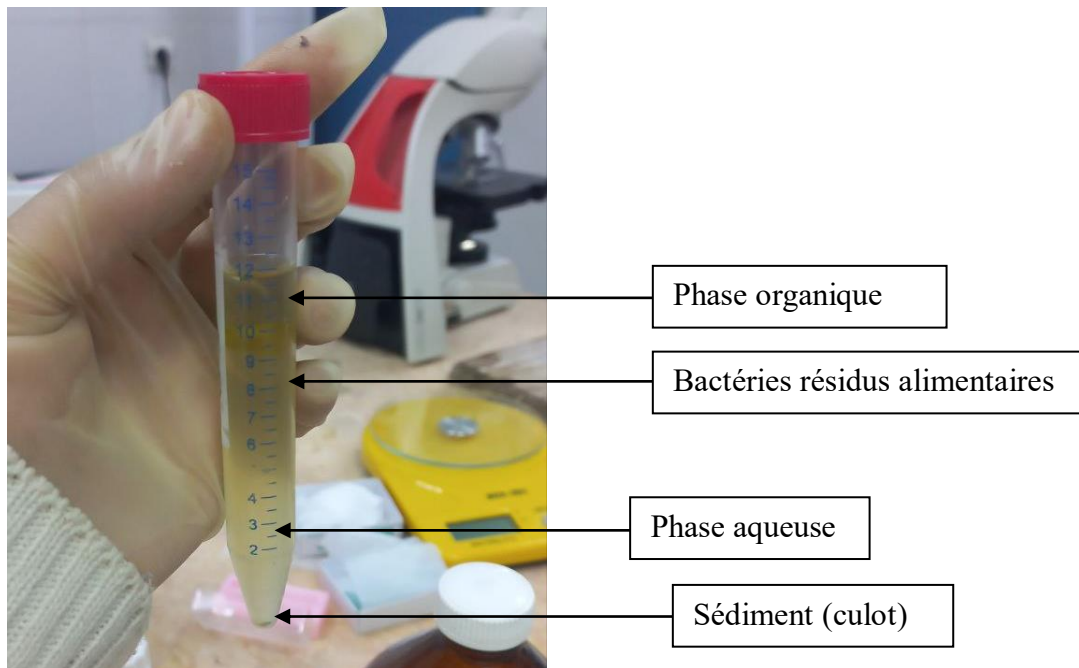


Figure 36: Aspect de tube après la centrifugation (technique de Ritchie) (**Bradai, 2025**).

7.2 Technique de Willis :

Il s'agit d'une méthode physique basée sur la flottation, utilisée principalement pour la concentration des œufs d'*Ascaris* et d'*ankylostome* (**Buffaz et al., 2014**).

➤ Mode opératoire : (Figure 36)

- Diluer les selles dans un verre à pied avec environ 20 mL d'une solution saturée de NaCl. (Figure A)
- Tamiser le mélange et remplir un tube sec jusqu'au bord supérieur. (Figure C)
- Déposer délicatement une lamelle sur le ménisque formé, en veillant à éviter la formation de bulles d'air. (Figure D)
- Laisser reposer pendant 15 à 45 minutes. (Figure E)
- Retirer la lamelle, puis la déposer sur une lame pour l'observation au microscope photonique à faible grossissement (objectif x10) (**Buffaz et al., 2014**). (Figure F)

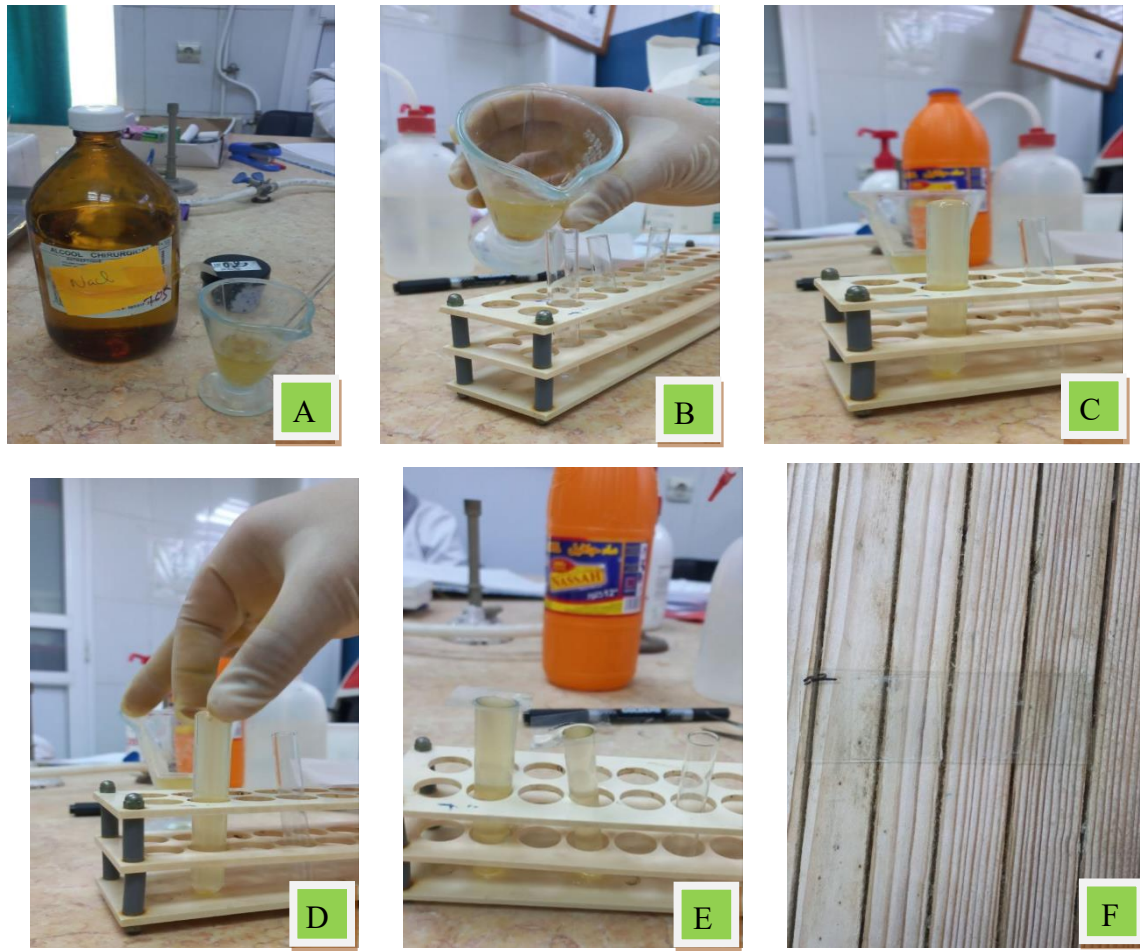


Figure 37: Les étapes de la technique de Willis (Abdenouz, 2025).

7.3 Technique de Kato :

Kato miura est une méthode qualitative d'éclaircissement, utilisée pour la détection des œufs d'helminthes (Kremer et Molet, 1975).

➤ Mode opératoire :

Préparation de la solution : Mélanger :

- 100 mL de glycérine pure
- 100 mL d'eau distillée
- 1 mL de solution de vert de malachite à 3%.



Figure 38: Les étapes de la préparation de la solution (Abdenouz, 2025).

- Découper des rectangles de cellophane de 2 x 3 cm et les tremper dans la solution préparée. (Figure C)
- Déposer 50 mg de selles sur une lame et les étaler pour former une couche épaisse.
- Recouvrir les selles avec la cellophane imprégnée de la solution. (Figure D)
- Retourner la lame sur du papier filtre et presser doucement pour enlever l'excédent de liquide. (Figure E)
- Laisser reposer la préparation pendant 45 minutes puis observer au microscope avec un objectif x10 pour repérer les œufs d'helminthes. (Figure F)

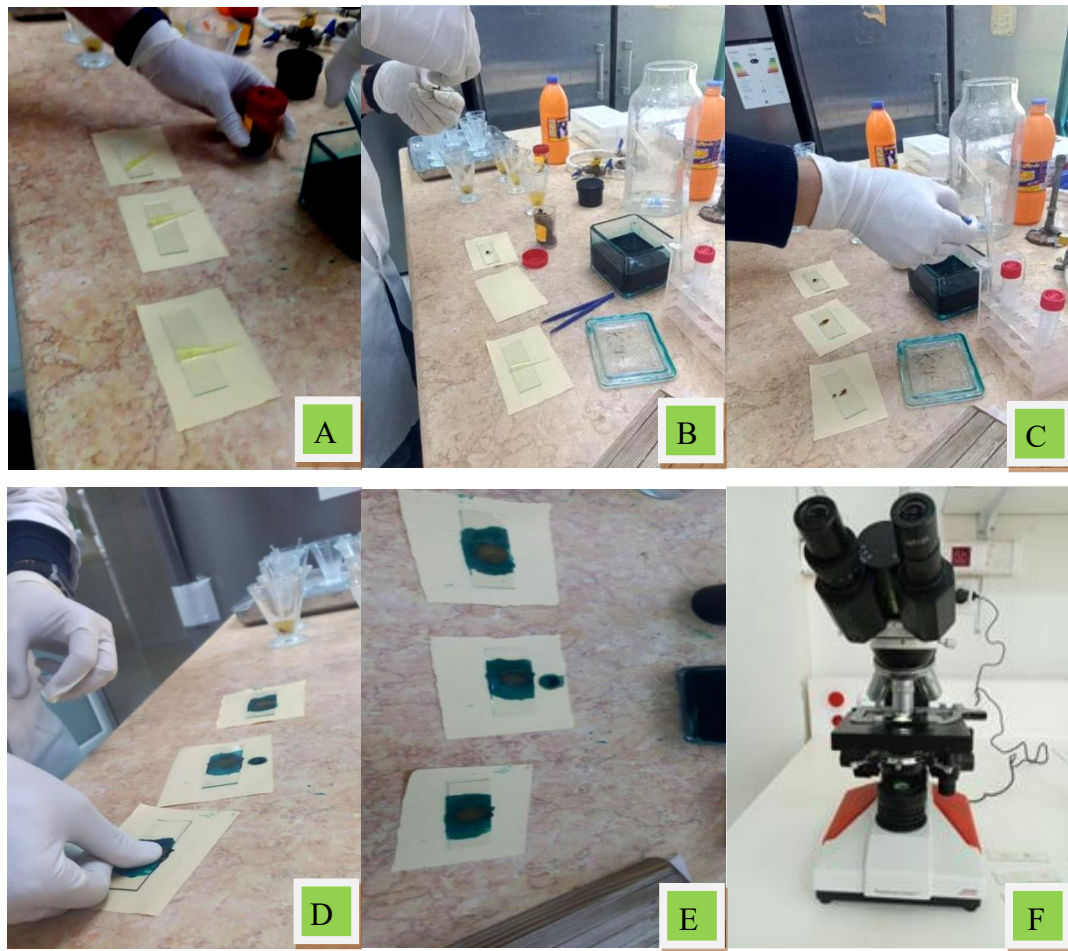


Figure 39: Les étapes de la technique de Kato (Abdenouz, 2025).

7.4 Technique de Scotch-test (ou test de Graham) :

C'est une méthode simple pour détecter les œufs d'oxyures ou les anneaux de *Taenia*. Le test se fait le matin avant la toilette, car les femelles pondent la nuit au niveau de la marge anale.

➤ Mode opératoire :

- Couper les ongles avant le test.
- Le matin, prendre un morceau de scotch transparent.
- Écarter les fesses et coller le scotch sur la marge anale.
- Appuyer doucement avec le doigt.
- Retirer le scotch et le coller sur une lame de verre.
- Observer au microscope grossissement x 10.



Figure 40: Test scotch-anal (Abdenouz , 2025).



CHAPITRE III

Résultats Et discussions

1 Résultats :

Dans le cadre de notre étude réalisée au niveau du laboratoire de l'Établissement Hospitalier Spécialisé en Transplantation des Organes et Tissus (CHU de Blida) ainsi qu'au laboratoire central de l'EPH Dr Yahia Farès à Kolea (Tipaza) provenant de service d'hémodialyse, nous avons examiné 141 échantillons provenant de patients externes atteints d'insuffisance rénale.

1.1 1ère identification :

1.1.1 Identification macroscopique :

L'analyse macroscopique des échantillons de selles a montré que la majorité avaient une consistance molle dans les deux régions. À Blida, on a trouvé 70 selles molles, 1 semi-liquide et 3 liquides. À Tipaza, il y avait 59 selles molles, 5 semi-liquides et 3 liquides.

Pour la couleur, la plupart des selles étaient marron : 64 à Blida et 37 à Tipaza. La couleur jaune a été observée dans 10 cas à Blida contre 30 cas à Tipaza, ce qui montre quelques différences entre les deux régions.

1.1.2 Identification microscopique :

Après observation microscopique et caractérisation morphologique nous avons identifié 19 parasites intestinaux (Tableau 4) :

Tableau 4: Résultats de l'identification microscopique.

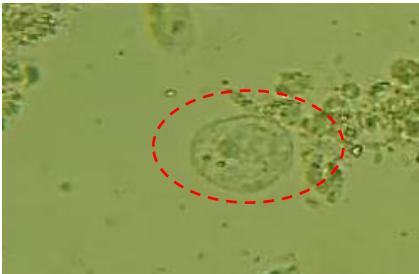
Le parasite	Caractéristiques morphologiques	Photo original G×40 Résultats
<i>Entamoeba coli</i>	• <i>Entamoeba coli</i> (kyste) • Forme sphérique, diamètre de 15 à 25 µm. • Présence de plusieurs noyaux (souvent 8) avec un caryosome excentré.	 Figure 41: <i>Entamoeba coli</i> (kyste) sous microscope optique (Photo original G×40).



Figure 42 : *Entamoeba coli* (kyste) sous microscope optique (Photo original G×40).

Tableau 4: Résultats de l'identification microscopique (suite)

Le parasite	Caractéristiques morphologiques	Photo original G×40 Résultats
<i>Giardia intestinalis</i>	• <i>Giardia intestinalis</i> (kyste) • Forme ovale ou ellipsoïdale, mesurant 8 à 14 µm. • Présence de 4 noyaux dans le cytoplasme et une paroi lisse et définie.	 Figure 43: <i>Giardia intestinalis</i> (kyste) sous microscope optique (Photo original G×40).
<i>Giardia spp</i>	• <i>Giardia spp</i> (kyste) • Taille 8 à 14 µm, forme ovale ou ellipsoïdale. • Possède 4 noyaux internes, paroi bien définie, souvent visible au microscope optique.	 Figure 44: <i>Giardia spp</i> (kyste) sous microscope optique (Photo original G×40).

Tableau 4: Résultats de l'identification microscopique (suite)

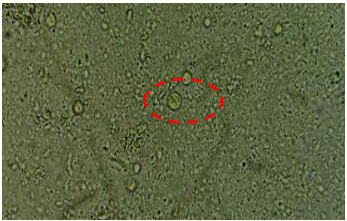
<i>Blastocystis spp</i>	• <i>Blastocystis spp</i> (kyste) • Forme arrondie ou ovoïde, mesurant entre 5 et 15 μm. • Présence d'une grande vacuole centrale avec un cytoplasme périphérique contenant les noyaux.	 Figure 45: <i>Blastocystis spp</i> (kyste) sous microscope optique (Photo original G×40)
<i>Blastocystis hominis</i> +++++	• <i>Blastocystis hominis</i> (kyste) • Taille variable, généralement 5 à 15 μm, forme ronde ou légèrement irrégulière. • Présence d'une vacuole centrale avec cytoplasme périphérique mince contenant les noyaux.	 Figure 46: <i>Blastocystis hominis</i> (kyste) sous microscope optique (Photo original G×40).
<i>Endolimax nanus</i>	• <i>Endolimax nanus</i> (kyste) • Taille petite : 6 à 10 μm, forme ovale ou ronde. • Contient 1 à 4 noyaux, caryosome large et central, sans chromatine périphérique.	 Figure 47: <i>Endolimax nanus</i> (kyste) sous microscope optique (Photo original G×40).
<i>Enterobius vermicularis</i>	• <i>Enterobius vermicularis</i> (œuf) • Forme ovale et aplatie d'un côté, mesurant 50–60 μm de long. • Coquille épaisse et double, contenant une larve repliée visible à l'intérieur.	 Figure 48: <i>Enterobius vermicularis</i> (œuf) sous microscope optique (Photo original G×40).

Tableau 4: Résultats de l'identification microscopique (suite)**Figure 49:** *Endolima x nanus* (kyste) sous microscope optique (Photo original G×40).

2 Etude de la population globale :

2.1 La Répartition de la population globale :

La figure (50) représente la répartition de la population globale :

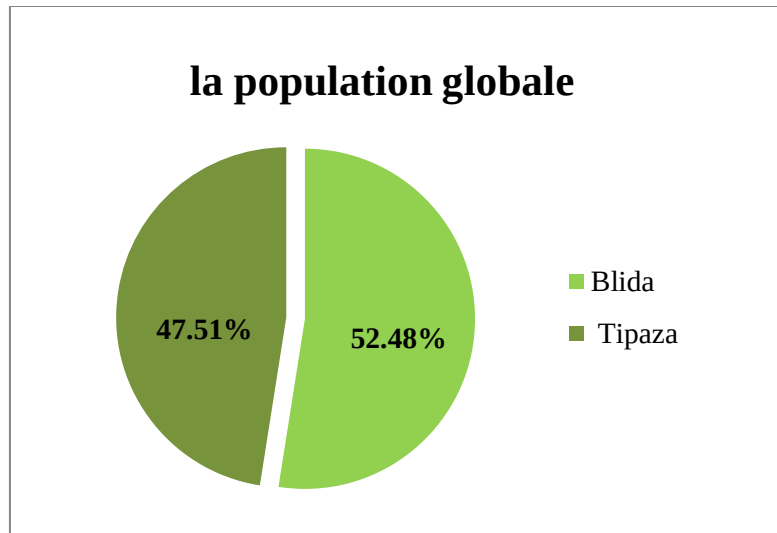


Figure 50: Répartition de la population globale (141 EPS).

Nous avons un total de 141 cas répartis entre deux régions. La région de Blida représente 52,48 % des cas, tandis que celle de Tipaza en représente 47,51 %. Un diagramme circulaire permettra de visualiser clairement cette répartition globale entre les deux régions (Figure 50).

2.2 La prévalence de la population étudiée :

Est défini comme le nombre de cas positifs fois 100 sur le nombre total des échantillons.

Au cours de notre période d'étude la prévalence des cas positifs est représentée par 13,47%, tandis que les cas négatifs sont estimés à 86,52% (Figure 51).

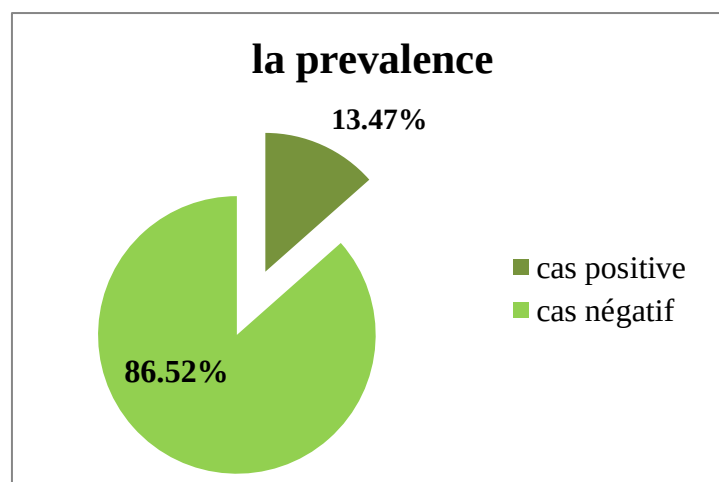


Figure 51: La prévalence de la population étudiée.

2.3 Répartition selon le sexe :

La figure (52) représente la répartition de la population selon le sexe.

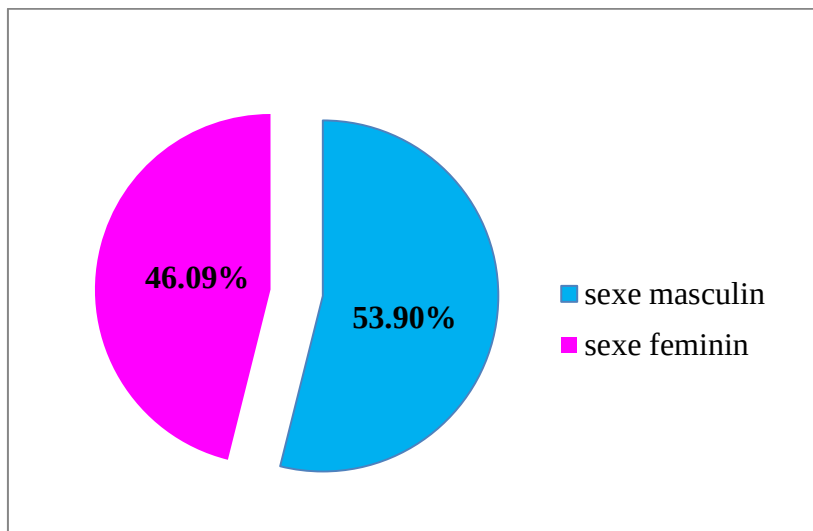


Figure 52: Répartition de la population étudiée selon le sexe.

La répartition des patients selon le sexe montre une légère prédominance masculine, avec 53,90 % des cas observés chez les hommes contre 46,09 % chez les femmes. Cette différence peut être due à des facteurs liés à l'exposition, au comportement ou à la susceptibilité biologique, mais elle reste modérée

2.4 Répartition selon la tranche d'âge :

La figure (53) représente la répartition des patients selon la tranche d'âge.

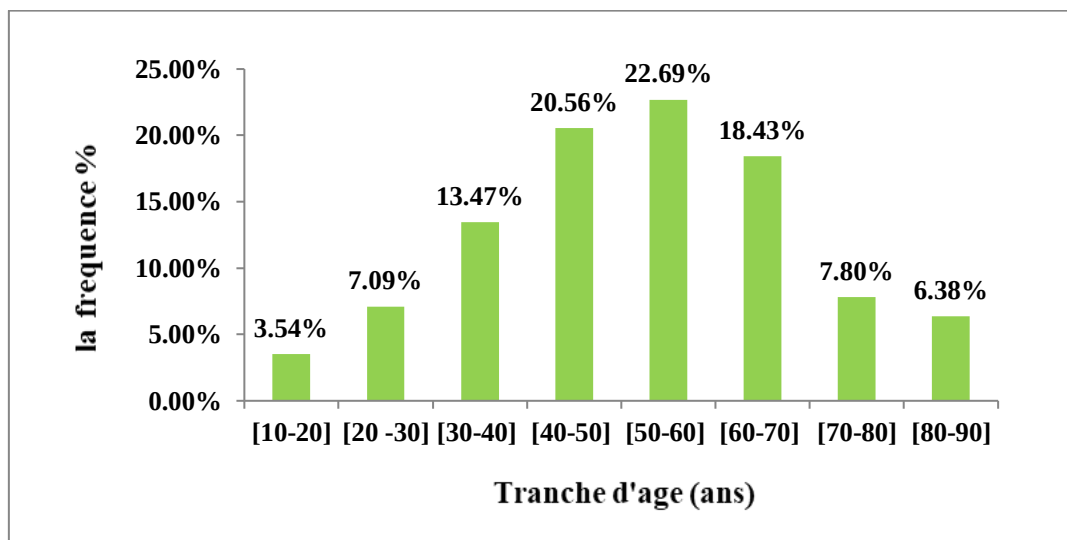


Figure 53: Répartition de la population étudiée selon l'âge.

Sur les 141 sujets étudiés, 32 étaient âgés de 50 à 60 ans, soit 22,69 %, ce qui représente la tranche d'âge la plus fréquente. Elle est suivie par celle des 40 à 50 ans, avec 20,56 %. En revanche, les jeunes patients étaient les moins nombreux.

2.5 . Répartition selon l'étiologie :

Durant le questionnaire nous avons constaté deux étiologies de dialyse à savoir HTA et diabète (figure 54).

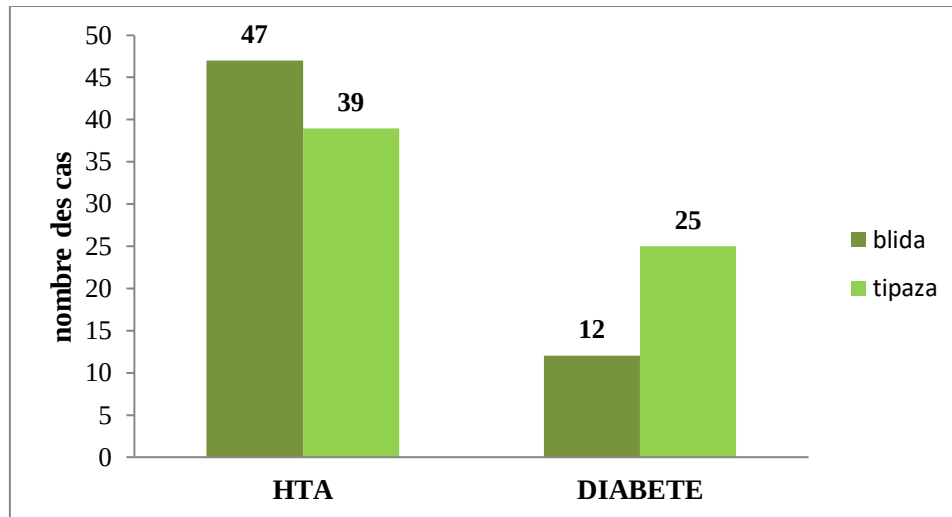


Figure 54: Répartition des patients selon l'étiologie du diabète et HTA.

Ce graphique (figure 54) présente le nombre de cas d'hypertension artérielle (HTA) et de diabète enregistré dans les wilayas de Blida et Tipaza. Il permet de comparer la fréquence de ces deux maladies chroniques dans chaque région.

À Blida, on a enregistré 47 cas d'HTA (hypertension artérielle) et 12 cas de diabète. À Tipaza, il y a eu 39 cas d'HTA et 25 cas de diabète.

2.6 Répartition selon les espèces parasitaires :

La figure (55) représente la répartition des espèces parasitaires

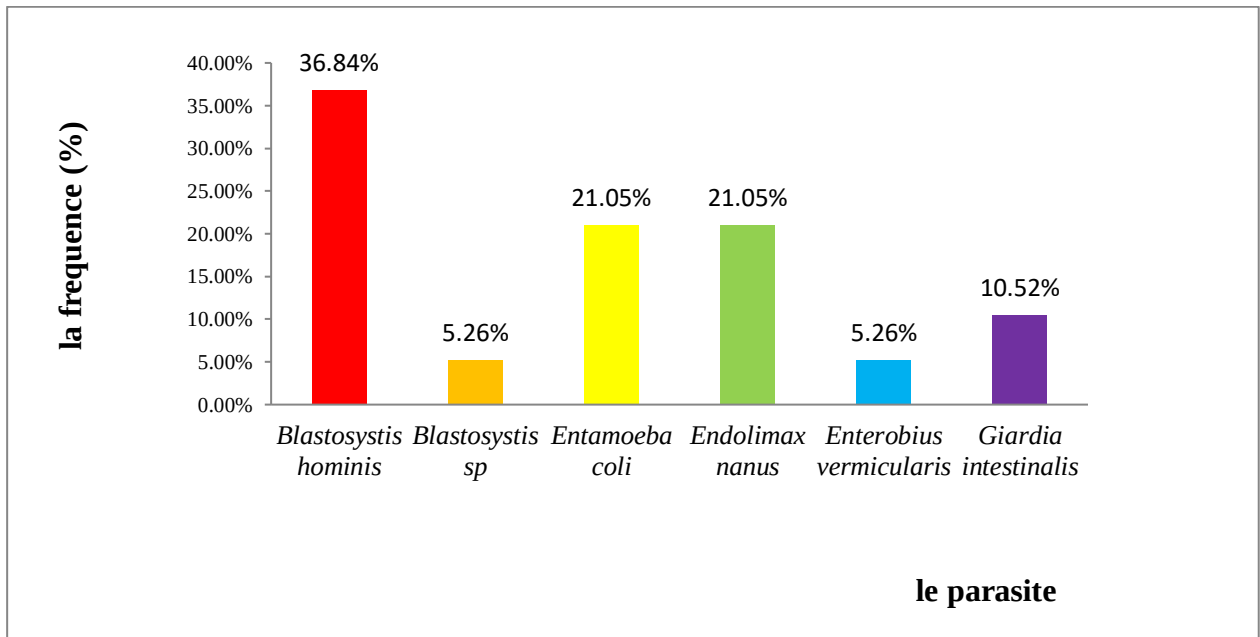


Figure 55: Répartition des espèces parasitaires

D'après les résultats présentés dans la figure (55), l'espèce la plus fréquemment rencontrée est *Blastocystis hominis*, avec un taux de 36,84 %. Elle est suivie par *Entamoeba coli* et *Endolimax nanus*, toutes deux observées dans 21,05 % des cas. *Giardia intestinalis* arrive ensuite avec un pourcentage de 10,52 %. Les espèces les moins fréquentes sont *Blastocystis sp* et *Enterobius vermicularis*, chacune détectée dans 5,26 % des cas.

3 La répartition de la région de Blida et la région de Tipaza :

3.1 La répartition selon les cas positive :

3.1.1.1 Dans la région de Blida :

Le tableau (5) et la figure (56) représente la répartition parasitaire selon les cas positive

Tableau 5: Fréquence des patients examinés selon les cas positive et négatifs

	Cas positive	Cas négatifs
Nombre des cas	9	65
La fréquence (%)	12,16 %	87,83%

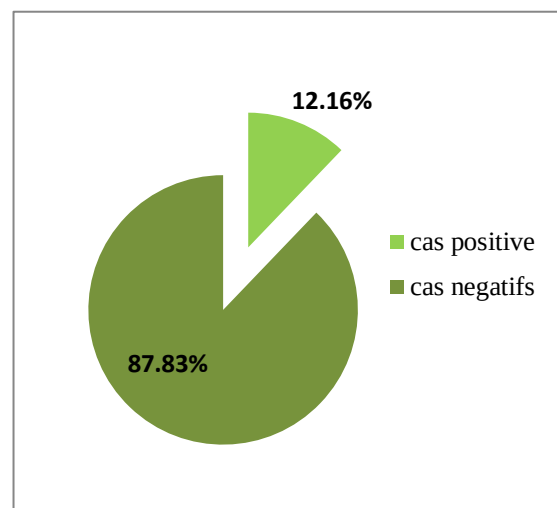


Figure 56: Fréquence des sujets examinés selon les cas positive et négatifs

D'après les résultats de la figure (56) et le tableau (5), sur un total de 74 prélèvements de selles analysés, 9 cas (soit 12,16 %) se sont révélés positifs, tandis que 65 cas (87,83 %) étaient négatifs.

3.1.2 Dans la région de Tipaza :

Le tableau (6) et la figure (57) représente la répartition parasitaire selon les cas positive et négatifs

Tableau 6: Fréquence des patients examinés selon les cas positive et négatifs

	Cas positive	Cas négatifs
Nombre des cas	10	57
La fréquence (%)	14.92%	85,07%

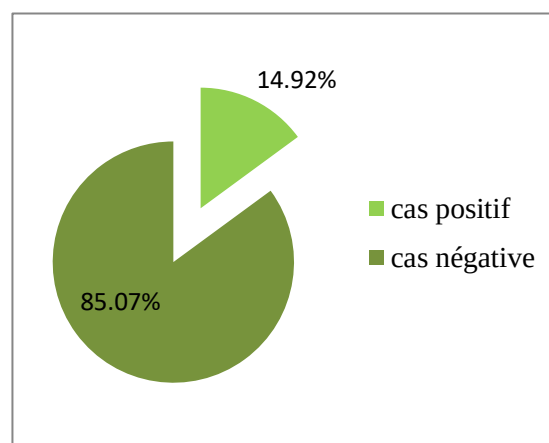


Figure 57: Fréquence des sujets examinés selon les cas positive et négatifs

D'après les résultats de la figure (57) et le tableau (6), sur un total de 67 prélèvements de selles analysés, 10cas (soit 14,92 %) se sont révélés positifs, tandis que 57cas (85,07 %) étaient négatifs.

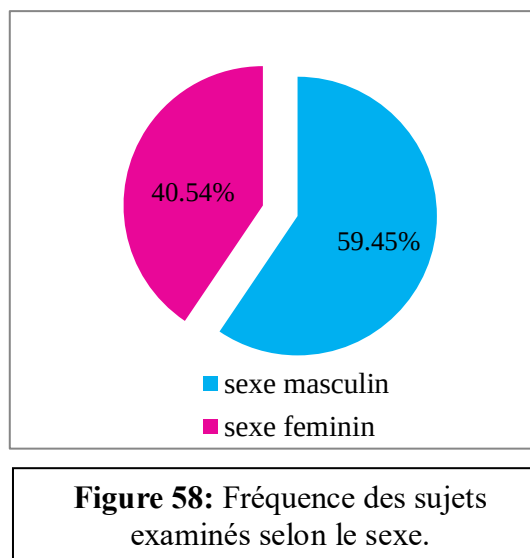
3.2 Répartition selon le sexe :

Le tableau et la figure représenté la fréquence des patients examinés selon le sexe.

3.2.1 Dans la région de Blida :

Le tableau (7) et la figure (58) représente la répartition parasitaire selon le sexe.

Tableau 7: Fréquence des patients examinés selon le sexe.		
	Sexe masculin	Sexe féminin
Nombre des cas	44	30
La fréquence (%)	59,45%	40,54%

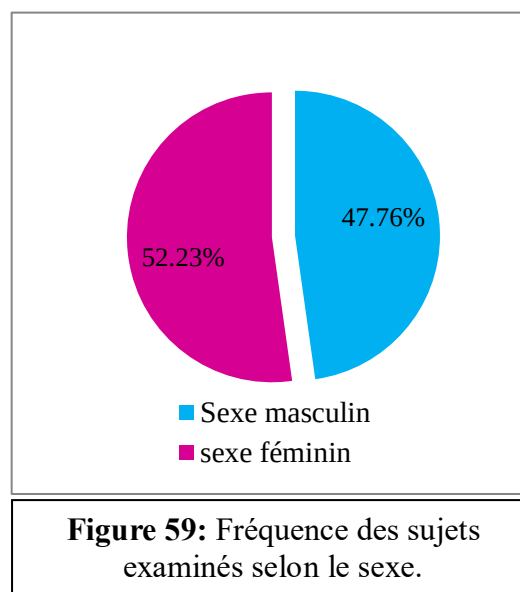


Selon le tableau (7) et la figure (58), sur les 74 échantillons de patients analysés, 44 étaient de sexe masculin, soit 59,45 %, tandis que 30 étaient de sexe féminin, représentant 40,54 %

3.2.2 Dans la région de Tipaza :

Le tableau (8) et la figure (59) représente la répartition parasitaire selon les cas positive et négatifs

Tableau 8: Fréquence des patients examinés selon le sexe.		
	Sexe masculin	Sexe féminin
Nombre des cas	32	35
La fréquence (%)	47,76%	52,23%



Selon le tableau (8) et la figure (59), sur les 67 échantillons de patients analysés, 32 étaient de sexe masculin, soit 47,76 %, tandis que 35 étaient de sexe féminin, représentant 52,23 %.

3.3 Répartition selon la tranche d'âge :

3.3.1 Dans la région de Blida :

Le tableau (9) et la figure (60) représentent la répartition parasitaire selon la tranche d'âge.

Tableau 9: La distribution en pourcentage des patients selon la tranche d'âge.

Tranche d'âge(ans)	[10-20]	[20 -30]	[30-40]	[40-50]	[50-60]	[60-70]	[70-80]	[80-90]
Nombre Total	5	8	11	15	18	10	5	2
La Fréquence	6,76%	10,81%	14,86%	20,27%	24,32%	13,51%	6,76%	2,7%

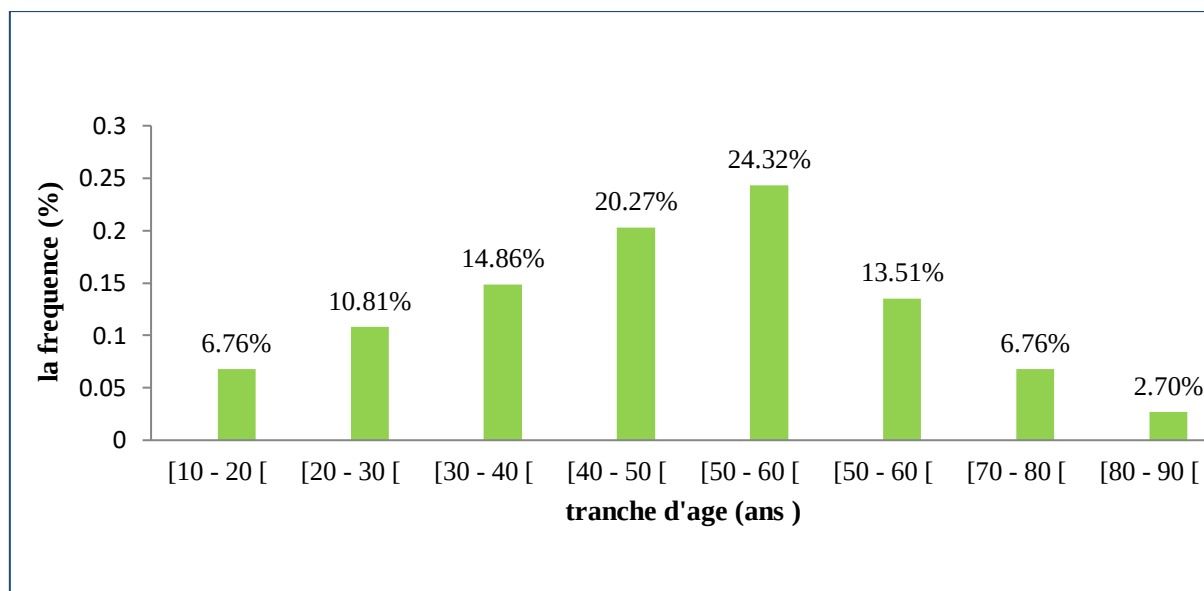


Figure 60: des patients examinés selon l'âge.

L'analyse de la répartition des patients selon l'âge montre une prédominance de certaines tranches :

La tranche d'âge la plus touchée est celle de 50 à 60 ans avec un taux de 24,32 %, suivie par celle de 40 à 50 ans (20,27 %) et de 30 à 40 ans (14,86 %).

3.3.2 Dans la région de Tipaza :

Le tableau (10) et la figure (61) représente la répartition parasitaire selon les cas positive et négatifs

Tableau 10: La distribution en pourcentage des patients selon la tranche d'âge

Tranche d'âge(ans)	[10-20]	[20 -30]	[30-40]	[40-50]	[50-60]	[60-70]	[70-80]	[80-90]
Nombre Total	0	2	8	14	14	16	6	7
La Fréquence	0%	2,98%	11,94%	20,89%	20,89%	23,88%	8,95%	10,44%

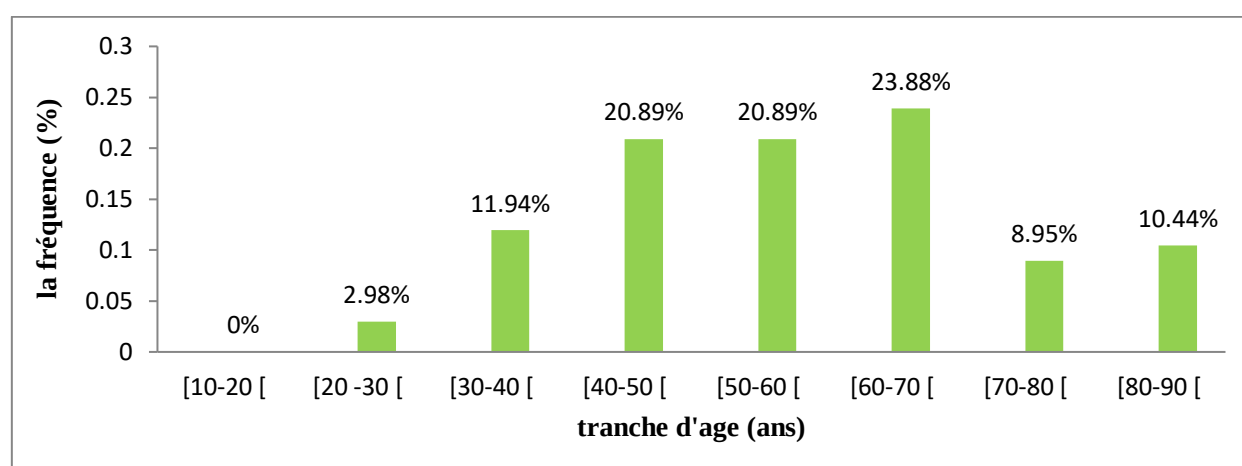


Figure 61: La répartition des patients examinés selon la tranche d'âge.

L'analyse de la répartition des patients selon l'âge montre une prédominance de certaines tranches :

Nous avons constaté qu'il n'y avait aucun patient dans la catégorie des [10-20] ans, la tranche d'âge la plus touchée est celle de 60 à 70 ans avec un taux de 23,88 %, suivie par celle de 40 à 60 ans (20,89 %) et de 30 à 40 ans (11,94%).

3.4 Répartition selon les espèces parasitaires :

3.4.1 Dans la région de Blida :

La figure (62) représente la répartition des espèces parasitaires.

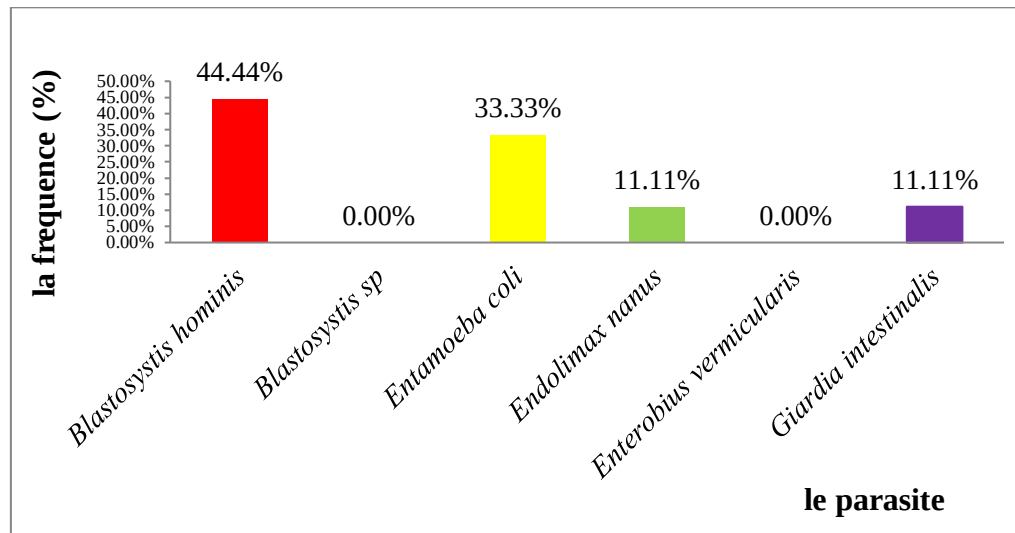


Figure 62: Répartition des espèces parasitaires

Les résultats de la figure (62) montrent que *Blastocystis hominis* est l'espèce la plus fréquente avec 44,44 %. Elle est suivie par *Entamoeba coli* (33,33 %), puis *Endolimax nanus* et *Giardia intestinalis*, chacune avec 11,11 %. En revanche, *Blastocystis sp* et *Enterobius vermicularis* n'ont pas été détectées (0 %).

3.4.2 Dans la région de Tipaza :

La figure (63) représente la répartition des espèces parasitaires.

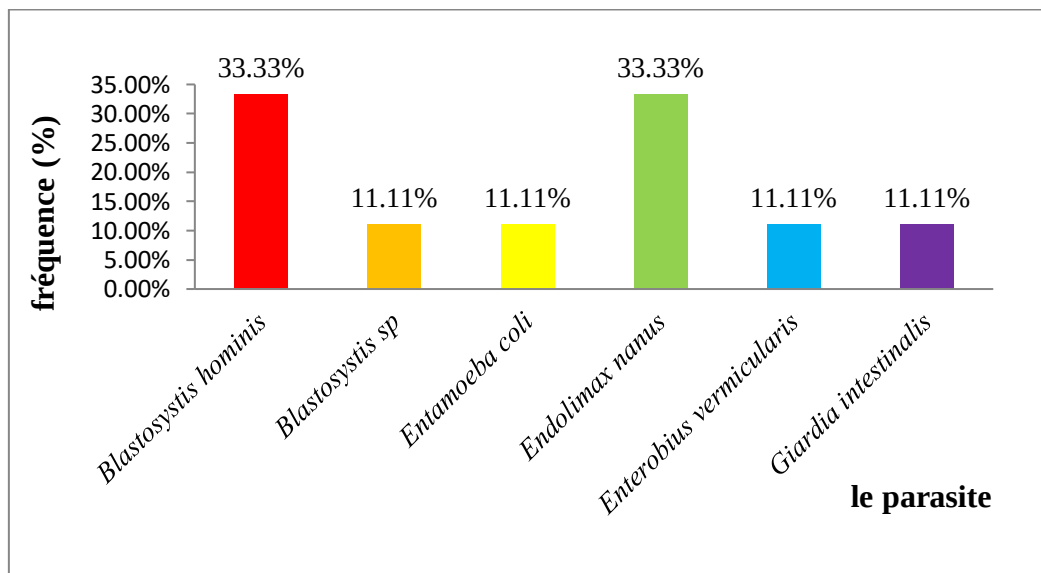


Figure 63: Répartition des espèces parasitaires

Les résultats de la figure (63) indiquent que *Blastocystis hominis* et *Endolimax nanus* sont les espèces les plus fréquentes, chacune avec un taux de 33,33 %. Elles sont suivies par *Giardia intestinalis*, *Blastocystis sp*, *Enterobius vermicularis* et *Entamoeba coli*, détectées chacune dans 11,11 % des cas.

3.5 Répartition selon les cas de poly parasitisme et mono parasitisme :

3.5.1 Dans la région de Blida :

Le tableau (11) et la figure (64) représente la répartition parasitaire selon la région.

Tableau 11: Répartition des cas de poly parasitisme et mono parasitisme.		
	Mono-parasitisme	Poly-parasitisme
Nombre des cas	7	2
La fréquence (%)	78%	22%

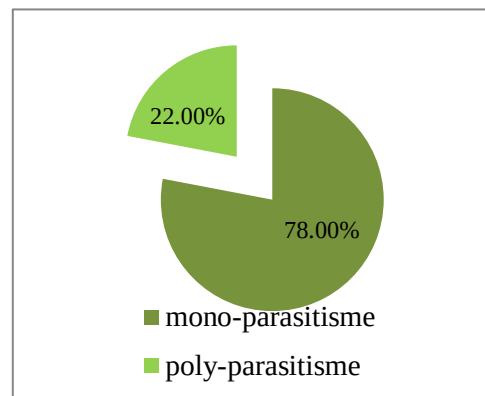


Figure 64: Répartition parasitaire selon le nombre de parasites par patients.

Selon les résultats observés de la figure (64) et le tableau (11) nous avons remarqué que 78% des patients sont mono-parasités tandis que 22% des patients sont poly-parasités.

3.5.2 Dans la région de Tipaza :

Le tableau (12) et La figure (65) représente la répartition parasitaire selon la région

Tableau 12: Répartition des cas de poly parasitisme et mono parasitisme.		
	Mono-parasitisme	Poly-parasitisme
Nombre des cas	8	2
La fréquence (%)	80%	20%

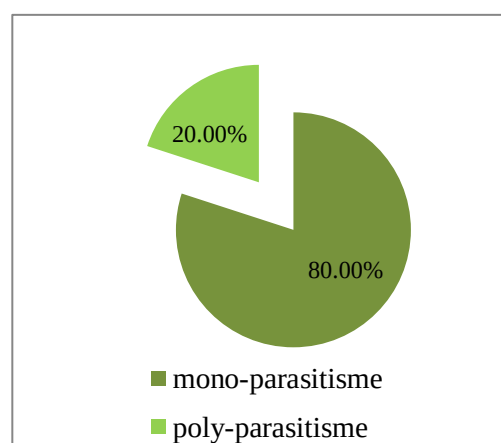


Figure 65: Répartition parasitaire selon le nombre de parasites par patients.

Selon les résultats observés de la figure (65) et le tableau (12) nous avons remarqué que 80% des patients sont mono-parasités tandis que 20% des patients sont poly-parasités.

3.6 Répartition des patients selon les signes cliniques :

3.6.1 Dans la région de Blida :

La figure (66) représente la prévalence des patients selon les signes cliniques.

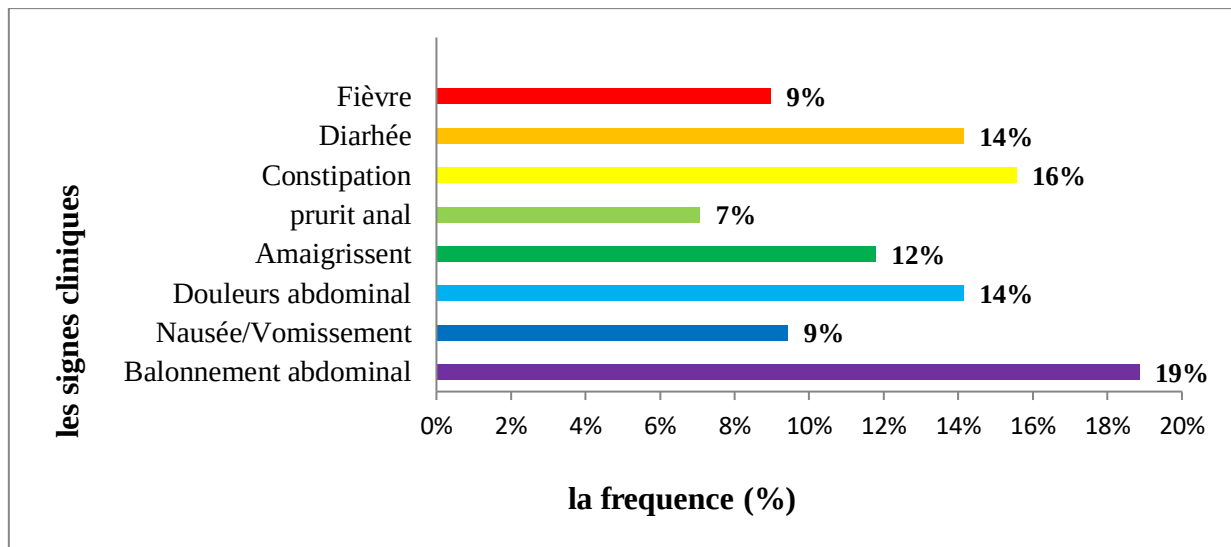


Figure 66: Prévalence des patients selon les signes cliniques.

D'après cet histogramme, nous constatons que le ballonnement abdominal est le signe le plus courant chez les patients, estimée à 19%, vient par la suite ceux souffrant de constipation, douleurs abdominales et de diarrhée, avec des pourcentages de 16% et 14% respectivement.

3.6.2 Dans la région de Tipaza :

La figure (67) représente la prévalence des patients selon les signes cliniques.

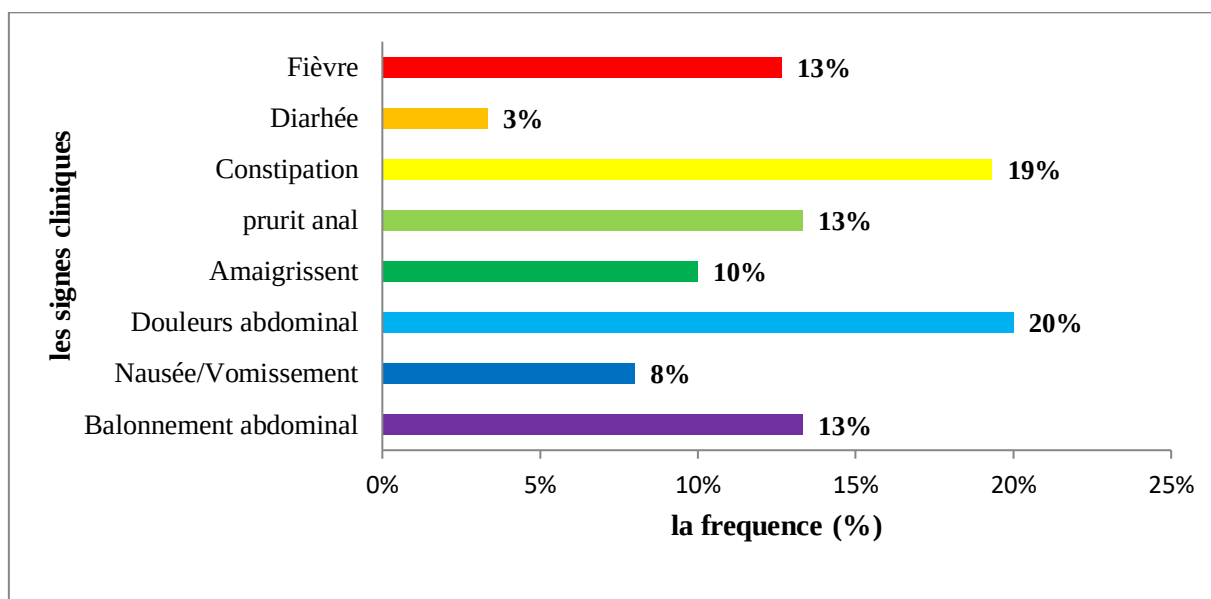


Figure 67: Prévalence des patients selon les signes cliniques.

D'après cet histogramme, nous constatons que la douleur abdominale est le signe le plus courant chez les patients, estimée à 20%, vient par la suite ceux souffrant de constipation, ballonnement abdominal et de diarrhée, avec des pourcentages de 19% et 13% respectivement.

3.7 Répartition des patients des cas positifs selon la technique utilisée :

3.7.1 Dans la région de Blida :

Le tableau (13) et la figure (68) représente les cas positifs selon la technique utilisée.

Tableau 13: Répartition des cas positifs selon la technique utilisée.

Les techniques	La fréquence (%)
Un examen à l'état frais	22,22%
Examen après coloration au lugol	11 ,11%
La méthode de Willis (flottation)	0%
Technique de Ritchie simplifiée	66,66%
La méthode de kato	0%
La méthode de scotch-test	0%

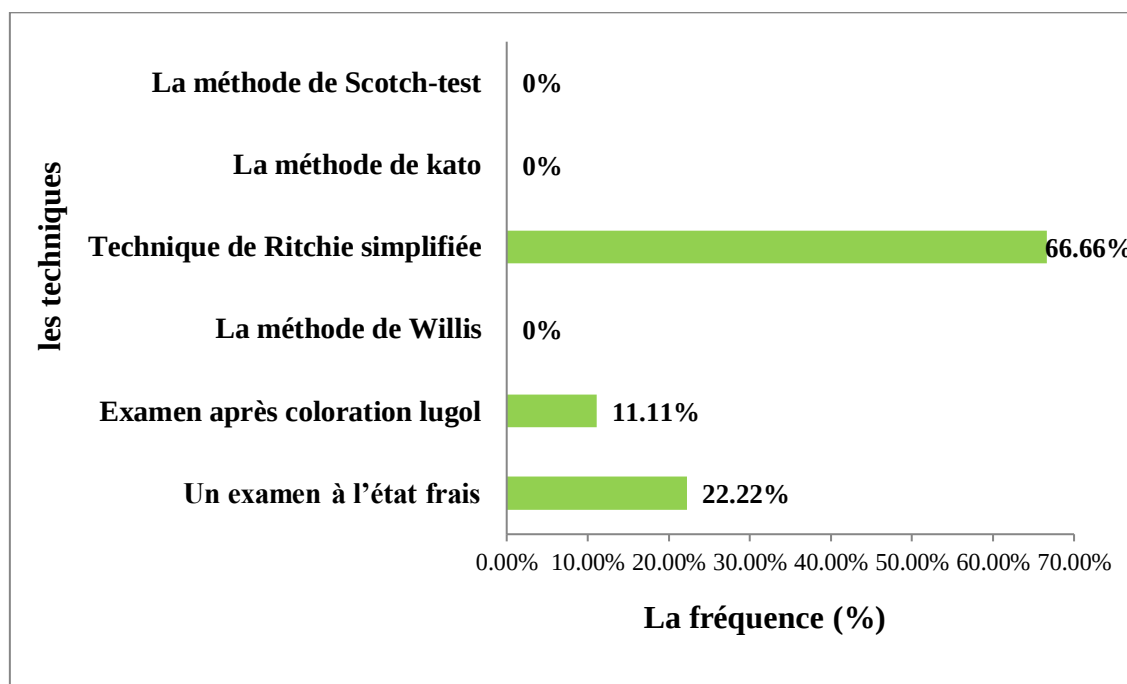


Figure 68: Répartition des cas positifs selon la technique utilisée.

Selon les résultats de tableau (13) figure (68), les parasites sont plus détectés par la technique de concentration (Ritchie modifiée) avec un pourcentage de 66,66%, suivis par l'examen à l'état frais (22,22%). En revanche, nous n'avons pas trouvé un grand nombre de parasites après coloration au lugol (11,11%) en raison de la conservation des échantillons. Aucune parasitose n'a été détectée par la méthode de scotch test, la méthode de Kato, ni par la méthode de Willis, ce qui pourrait être lié à la nature des parasites recherchés ou à la sensibilité moindre de ces techniques dans notre étude.

3.7.2 Dans la région de Tipaza :

Le tableau (14) et la figure (69) représentent les cas positifs selon la technique utilisée.

Tableau 14: Répartition des cas positifs selon la technique utilisée.

Les techniques	La fréquence (%)
Un examen à l'état frais	11,11%
Examen après coloration au lugol	22 ,22%
La méthode de Willis (flottation)	0%
Technique de Ritchie simplifiée	66 ,66%
La méthode de kato	0%
La méthode de scotch-test	11,11 %

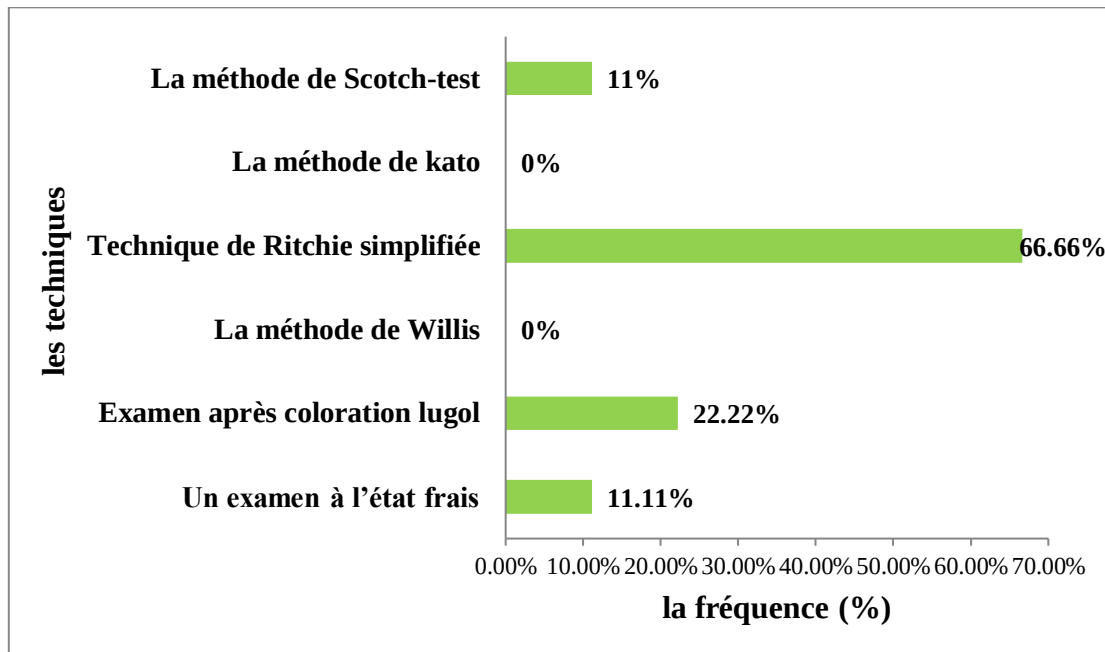


Figure 69: Répartition des cas positifs selon la technique utilisée.

Selon les résultats de tableau (14) figure (69), les parasites sont plus détectés par la technique de concentration (Ritchie modifiée) avec un pourcentage de 66,66%, suivis par l'examen coloration au lugol (22,22%). En revanche, nous n'avons pas trouvé un grand nombre de parasites à l'état frais (11,11%) en raison de la conservation des échantillons. La même chose s'applique à la méthode de scotch-test où nous n'avons trouvé la présence de seulement 1 cas d'*Enterobius vermicularis* (Oxyures). Aucune parasitose n'a été détectée par la méthode de Kato, ni par la méthode de Willis, ce qui pourrait liée à la nature des parasites rechercher ou à la sensibilité moindre de ces techniques dans notre étude.

Discussion :

Les parasites intestinaux représentent encore aujourd'hui un véritable problème de santé publique, notamment dans les pays où les conditions d'hygiène restent inégales. Ce risque est encore plus élevé chez les personnes immunodéprimées comme les insuffisants rénaux, qui sont plus sensibles aux infections opportunistes. L'objectif principal de notre étude était de rechercher la présence de parasites intestinaux chez cette population vulnérable, afin de mieux comprendre la situation épidémiologique locale et souligner l'importance du dépistage chez les patients hémodialysés.

Dans notre étude, nous avons analysé 141 échantillons de selles de patients atteints d'insuffisance rénale chronique, provenant de Blida et Tipaza. La prévalence parasitaire globale était de 13 %, avec 14,92 % à Tipaza et 12,16 % à Blida. Même si ces chiffres sont relativement bas, ils indiquent clairement la présence d'un risque d'infestation, ce qui rend nécessaire un suivi régulier.

En comparaison, d'autres études internationales ont rapporté des taux bien plus élevés. En Égypte, par exemple, une étude menée à l'hôpital universitaire de Benha a montré une prévalence de 68,4 % chez les patients hémodialysés (**Mohamed & El-Ghitany, 2023**). En Turquie, une étude similaire a rapporté un taux de 43,7 %, avec *Blastocystis spp.* Comme parasite le plus fréquent (**Yilmaz et al., 2013**). En Iran, la prévalence était de 32,5 % chez des patients immunodéprimés, avec une fréquence élevée de *Giardia intestinalis*, *Entamoeba coli* et *Blastocystis spp.* (**Tavakoli & Mohebbi, 2021**). Au Brésil, une étude a trouvé un taux de 45,1 % chez les insuffisants rénaux (**Cruz & Brighente, 2015**), et une autre étude en Égypte (Qena) a montré une infection par *Cryptosporidium spp.* Chez 66 % des patients (**El-Houfi & El-Shazly, 2018**).

En complément, d'autres travaux portant sur les personnes immunodéprimées, comme les patients atteints du VIH/SIDA, ont également signalé des taux élevés de parasitoses intestinales. Par exemple, au Cameroun, une étude sur des patients séropositifs a révélé une prévalence de 61,6 % d'infestation, avec une forte fréquence de *Cryptosporidium spp.* Et *Isospora belli* (**Nguefeu Nkenfou et al., 2013**). En Inde, une autre étude a montré une prévalence de 50,7 % chez des patients VIH+, avec la présence dominante de protozoaires comme *Giardia* et *Entamoeba histolytica* (**Mohan et al., 2010**). Ces résultats confirment que les individus immunodéprimés, quelle que soit la cause de l'immunodépression, constituent une cible particulièrement sensible aux infections parasitaires.

Par rapport à ces résultats, notre prévalence est plus faible, ce qui peut être dû à des différences dans les conditions sanitaires, les techniques utilisées ou la taille de l'échantillon.

Concernant l'âge, les tranches les plus touchées étaient entre 50 et 70 ans. À Blida, la tranche 50–60 ans était la plus représentée (24,32 %), alors qu'à Tipaza, c'était la tranche 60–70 ans (23,88 %). Ce résultat s'explique par le fait que la majorité des patients en hémodialyse sont généralement âgés. Dans certaines régions du monde, comme en Asie du Sud-Est, ce sont plutôt les enfants qui sont les plus exposés aux parasites, ce qui reflète des différences environnementales.

La répartition selon le sexe montre que les hommes sont plus nombreux à Blida (59,45 %), alors que les femmes sont légèrement plus nombreuses à Tipaza (52,23 %). Ces différences peuvent être dues à des habitudes de vie, à l'hygiène personnelle ou encore à l'accès aux soins.

Sur le plan parasitologique, nous avons identifié six espèces, avec une nette prédominance de *Blastocystis hominis* (36,84 %), suivie de *Entamoeba coli* et *Endolimax nanus* (21,05 % chacune), puis *Giardia intestinalis* (10,52 %). Ces résultats sont en accord avec les études internationales qui ont également signalé la fréquence élevée de ces parasites chez les personnes immunodéprimées. Même si le rôle pathogène de *Blastocystis hominis* est encore débattu, sa forte présence justifie une attention particulière.

Quant à *Enterobius vermicularis*, il a été retrouvé dans 5,26 % des cas. Cela montre que, même s'ils sont rares, les helminthes ne doivent pas être négligés. Comme dans la majorité des études, ce sont les protozoaires qui dominent.

En ce qui concerne le type d'infestation, la majorité des patients présentaient une seule infection : 78 % à Blida et 80 % à Tipaza étaient en mono-parasitisme, tandis que 22 % et 20 % étaient en poly-parasitisme. Ces données sont similaires à celles rapportées dans d'autres pays, où le mono-parasitisme est plus fréquent, sauf dans les zones à forte endémie où les infections multiples sont plus courantes (**Cruz & Brighente, 2015**).

Au niveau clinique, les symptômes digestifs variaient légèrement entre les deux régions. À Blida, le ballonnement abdominal était le symptôme principal (19 %), suivi par la constipation (16 %) et les douleurs abdominales (14 %). À Tipaza, ce sont les douleurs abdominales qui dominaient (20 %), avec aussi des cas de constipation et de ballonnements. Ces signes sont classiques dans les parasitoses, bien qu'ils ne soient pas spécifiques.

Enfin, pour les méthodes de détection, la technique de Ritchie simplifiée a été la plus efficace : elle a détecté 66,66 % des cas positifs à Blida et Tipaza. Elle reste la méthode de référence pour les parasites à faible concentration. Les autres techniques comme l'examen à l'état frais ou la coloration au lugol ont montré des performances plus faibles. Les méthodes comme Willis, Kato n'ont permis de détecter aucun parasite dans notre étude. En revanche, la méthode de scotch-test

a permis d'identifier un cas de parasitose à *Enterobius vermicularis*, démontrant ainsi son utilité dans certains cas ciblés **(El-Houfi & El-Shazly, 2018)**.



Conclusion

L'étude menée dans les régions de Blida et Tipaza chez des patients souffrant d'insuffisance rénale et traités par hémodialyse a permis de mettre en évidence la présence de plusieurs espèces de parasites intestinaux.

Sur un total de 141 échantillons analysés, la prévalence globale des cas positifs atteint 13 %, ce qui montre une certaine vulnérabilité de cette population à l'infestation parasitaire, malgré un environnement hospitalier contrôlé.

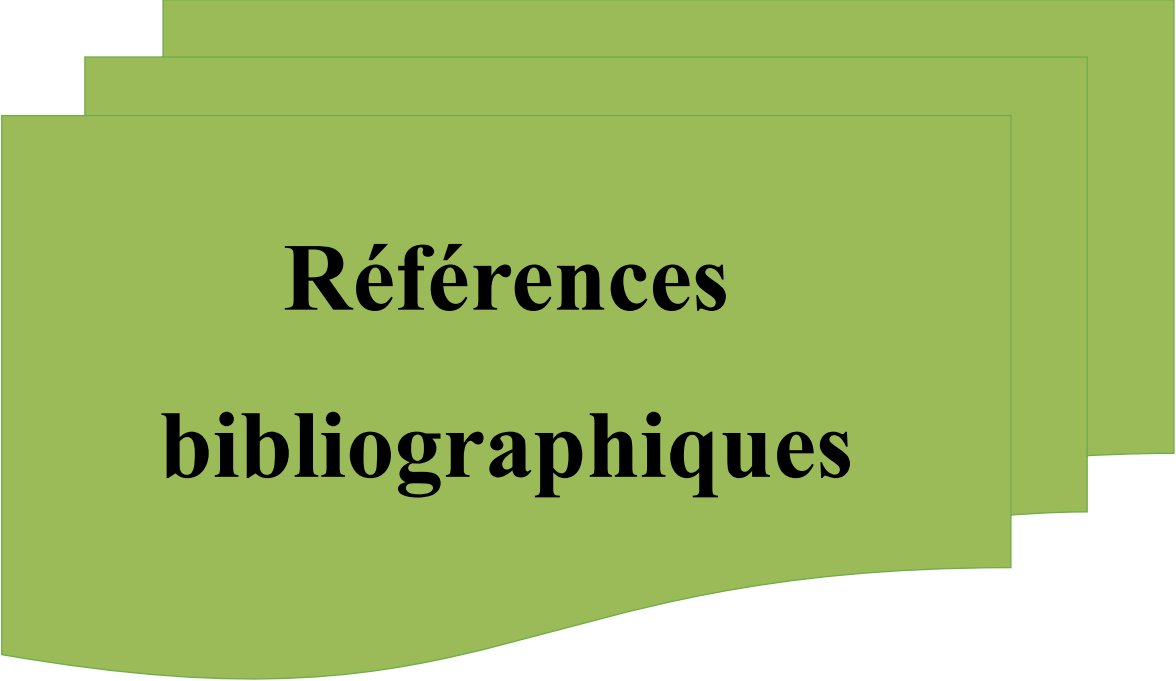
Les résultats ont montré une légère prédominance de la parasitose dans la région de Tipaza (14,92 %) par rapport à Blida (12,16 %). Cette différence peut être liée à divers facteurs tels que l'hygiène, les conditions environnementales ou les habitudes alimentaires.

En comparant les deux régions, on note une majorité masculine à Blida (59,45 %) alors qu'à Tipaza, la majorité est féminine (52,23 %). De plus, la tranche d'âge la plus touchée à Blida se situe entre 50 et 60 ans, tandis que celle de 60 à 70 ans prédomine à Tipaza. Ces résultats suggèrent que certains facteurs démographiques pourraient influencer la distribution des parasites.

La technique de concentration de Ritchie modifiée s'est révélée la plus efficace pour la détection des parasites, représentant 66,66 % des cas détectés, confirmant ainsi son intérêt dans les études parasitologiques. Parmi les espèces identifiées, *Blastocystis hominis* a été la plus fréquente, suivie de *Entamoeba coli* et *Endolimax nanus*, ce qui est conforme aux données décrites dans la littérature sur les infections opportunistes chez les patients immunodéprimés.

Le mono-parasitisme reste plus fréquent que le poly-parasitisme, et les signes cliniques les plus courants incluent les douleurs abdominales, le ballonnement et la constipation.

Ces résultats soulignent l'importance de surveiller régulièrement les parasites intestinaux chez les patients atteints d'insuffisance rénale, en particulier ceux sous hémodialyse, afin de prévenir les complications et d'améliorer leur qualité de vie. Pour cela, il est essentiel de renforcer les mesures d'hygiène dans les structures hospitalières, de sensibiliser les patients aux bonnes pratiques alimentaires et sanitaires, et d'adopter des techniques de diagnostic plus sensibles telles que la méthode de Ritchie modifiée. Il serait également pertinent d'élargir ce type d'étude à d'autres régions, avec un échantillon plus large, et d'approfondir la recherche sur l'impact des facteurs environnementaux, socio-économiques et nutritionnels sur la distribution des parasites. Ces actions contribueraient à une meilleure compréhension de ces infections et à une prise en charge plus efficace des patients insuffisants rénaux.



Références bibliographiques

A

1. Aajaouj, G. (2015). Les coccidioses intestinales (Thèse de pharmacie, Faculté de Médecine et de Pharmacie, Université Mohammed V de Rabat). 152 p.
2. Anderson, O. (1968). *Dipylidium caninum* infestation. American Journal of Diseases of Children, 116(3), 328-330.
3. ANOFEL. (2010–2011). Parasitologie médicale : Généralités et définitions. Université Médicale Virtuelle Francophone. 30 p.
4. ANOFEL. (2014). Anguillulose. Université Médicale Virtuelle Francophone. 5 p.
5. ANOFEL. (2014). Bilharzioses. Université Médicale Virtuelle Francophone, (3), 11-13.
6. Anofel. (2014). Parasitologie médicale : Généralités et définitions. Association Française des Enseignants de Parasitologie et Mycologie, 12-40.

B

7. Ayadi, A., & Bahri, I. (1999). *Dientamoeba fragilis* : flagellé pathogène ? Bulletin de la Société de Pathologie Exotique, 92(5), 299–301.
8. Baxlt, A., Baker, R. P., Sing, U., & Urbaiw, S. (2008). Une protéase rhomboïde d'*Entamoeba histolytica* a spécificité atypique. NIH, PubMed, 22(12), 1636-1646.
9. Bekhti, M. (2005). Sciences de l'eau DESA : Eaux – Qualité et santé [Mémoire de DESA, Université Mohammed Ben Abdellah, Faculté des sciences]. 97 p.
10. Benouis, A., Bekkouche, Z., & Benmansour, Z. (2013). Étude épidémiologique des parasitoses intestinales humaines au niveau du CHU d'Oran (Algérie). International Journal of Innovation and Applied Studies, 2, 613-620.
11. Benouisi, K. (2012). Étude épidémiologique des parasitoses intestinales humaines dans la région d'Oran : Apport de techniques complémentaires à l'examen coprologique direct pour la confirmation du diagnostic [Mémoire de magistère, Université d'Oran]. 130 p.
12. Bob_A_A. (2020, janvier). Découpage administratif de la wilaya de Jijel. OKBob. <http://www.okbob.net/2020/01/decoupage-administratif-de-la-wilaya-de.html>
13. Boeck, W. C. (1921). *Chilomastix mensili* and a method for its culture. Journal of Experimental Medicine, 33(2), 147-175.
14. Bouchaud, O., & Aumaitre, H. (1999). Diagnostic et traitement des parasitoses digestives

(sauf amibiase). EMC - Maladies infectieuses, 33(12), 99-18.

15. Boubchir, M.-A. (2004). Monographie sur l'insuffisance rénale chronique (p.45). Éditions OPU.
16. Boukhamza, A. (2021). Cours de parasitologie générale. Département de Biologie, Université Mouloud Mammeri de Tizi-Ouzou. 92 p.
17. Bouree, P. (2001). Aide-mémoire de parasitologie et pathologie tropicale (3^e éd.,p.217). Lavoisier Médecine Sciences.
18. Bouree, P., & Francine, B. (2007). Diarrhées parasitaires. La Presse Médicale, 36(4), 706-716.
19. Brumpt, E. (1936). Précis de parasitologie (p.142). Masson & Cie.

C

20. Caumes, J., Chevalier, B., & Klotz, F. (2002). Oxyures et oxyuroses. EMC - Maladies infectieuses, 515-518.
21. Centers for Disease Control and Prevention. (s.d.). Cycle parasitaire. <https://www.dpd.cdc.gov/dpdx>
22. Cherifa, G. (2020). Parasitoses intestinales chez la population infantile et adulte en milieu hospitalisé.
23. Corinne, S., Laurence, M., équipe du Pr. Legendre & équipe du Pr. Le Duc. (2006). Urologie, néphrologie et soins infirmiers (4^e éd., p. 224-237). Lamarre.

D

24. Delpy, R., & Klotz, F. (2005). Cestodoses adultes. Elsevier SAS, 12-4.
25. Diarra, A. (2002). Cours de physiologie du rein et de l'uretère. Encyclopédie Médicale Chirurgicale, 12-24.
26. Diaporama. (s.d.). *Ancylostoma duodenale* et *Necator americanus* – Ver adulte, diapositive 47–48.
27. Dominique, C. (2007). 2^e cycle des études médicales : Parasitologie et mycologie. Faculté de médecine de Nantes. 408pp.

E

28. Émile, C. (2010). Une anguillulose par auto-infestation. *Option/Bio*, 21(439), 17.
29. Esselmani. (2008). Données comparatives de trois techniques d'enrichissement en coproparasitologie [Thèse de doctorat, Université Mohammed V-Souissi].

F

30. Forest, M., & Martin, L. (2007). Principe d'anatomie et de physiologie. Éditions du Renouveau Pédagogique Inc.

G

31. Garcia, L. (2004). Parasitology. *Clinical Microbiology Procedures Handbook* (2nd ed.), 9.0-9.10.
32. Guiguen, C. (2012). Avant-propos - Coprologie parasitaire. *Revue Francophone des Laboratoires*, 440, 25-26.
33. Guillaume, V. (2007). Fiches pratiques : Autoévaluation et manipulations. De Boeck & Larcier, 183p.
34. GUILLIL Mounir Bachir. (2012). Profil protéique inflammatoire dans l'hypertension artérielle au cours de l'insuffisance rénale chronique avant le stade de dialyse [Thèse de doctorat, Faculté de médecine d'Oran]. 221 p

H

35. Hulot, J.-S. (2007). Néphrologie (3^e éd.). Éditions Ellipses. www.okbob.net (<https://www.okbob.net/2020/01>)

J

36. Jacquemin, P., & Jacquemin, J. L. (1987). Parasitologie clinique (3^e éd.). Masson.

K

37. Kaci, R., Khelouat, T., & Kana, N. (2020). Les parasitoses intestinales diagnostiquées au CHU Nedir Mohamed de Tizi-Ouzou.
38. Kenouch, S., & Mery. (1988). Les atteintes de l'interstitium rénal au cours des maladies systémiques. *Néphrologie*, 117.
39. Kremer, M., & Molet, B. (1975). Intérêt de la technique de Kato en coprologie parasitaire. *Annales de la Société Belge de Médecine Tropicale*, 55(5), 427-430.

40. Krummel, T., Bazin, D., Faller, A.-L., & Hannedouche, T. (2011). Diagnostic, facteurs de risque et traitement de l'insuffisance rénale chronique de l'adulte. EMC - Néphrologie.

L

41. Larivière, M. (1987). Parasitologie médicale. Éditions Ellipses. 238 p
42. Laurent, J. (2007). L'insuffisance rénale aiguë. Springer-Verlag France.
43. Legrain, M., Suc, J., Durand, D., Lebon, P., Jacobs, C., & Ton That, H. (1985). Néphrologie.
44. Looss, A. (1898). Zur Lebensgeschichte des Ankylostoma duodenale. Zentralblatt für Bakteriologie, Parasitenkunde und Infektionskrankheiten, 24, 483-488.
45. Lorgeril, M. de. (2011). Infection à *Blastocystis hominis* : Épidémiologie, physiopathologie, contrôle [Thèse de pharmacie, Université de Limoges].

M

46. Magane, D., Savel, J., & Gobert, G. (1996). Flagelloses intestinales. EMC - Maladie infectieuse, 18-515-A-10.
47. MAGANE, D., Chohillon, C., Savel, J., & Gobert, J.-G. (1996). Giardia intestinalis et giardiose. Journal de Pédiatrie, 2, 74-83.
48. Martin, V. (2004). Atlas d'anatomie humaine. Désiris, Adverbum.
49. Mbaye, B., & Klotz, F. (2003). Ascaris et ascaridiose. EMC - Maladies infectieuses, 5-3.
50. Mohan, B., Ramesh, G., & Dhanalakshmi, M. (2010). Intestinal parasitic infections in HIV seropositive individuals with diarrhoea in Madurai, South India. Journal of Communicable Diseases, 42(4), 209-212
51. Moulinier, C. (2003). Parasitologie et mycologie médicale : Éléments de morphologie et de biologie. Collection Lavoisier.
52. Mouzaoui, H., & Oussadi, O. (2016). Exploration de la fonction rénale au CHU de Tizi-Ouzou – Débit de filtration glomérulaire [Thèse de doctorat en pharmacie, Université Mouloud Mammeri].

N

53. Ndiaye, A. (2006). Contribution à l'étude des parasitoses intestinales à l'institut de pédiatrie sociale de Pikine-Guédiawaye
54. Nadiaye, A. R., Diallo, I., & Klotz, F. (2012). Maladies infectieuses. *Pédiatrie*, 32(4), 1-10.
55. Nguéfeu Nkenfou, C., Nana Njwe, C., & Payne, V. (2013). Intestinal parasitic infections in HIV infected and non-infected patients in a low HIV prevalence region, West-Cameroon. *PLOS ONE*, 8(2), e57914. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0057914>

O

56. Organisation mondiale de la santé (OMS). (1982). Infections intestinales à protozoaires et à helminthes (Rapport technique n° 666).
57. Organisation mondiale de la santé (OMS). (1987). Lutte contre les parasitoses intestinales (Rapport n° 749).

P

58. Pascal, B., Bruno, P., Isabelle, V., & René, Ch. (s.d.). Risques parasitaires liés aux aliments d'origine animale. 71–89
59. Poirier, P., & Dupouy-Camet, J. (2015). Classification et mode de transmission des parasites. *EMC - Maladies infectieuses*, 12(3), 12-1.

R

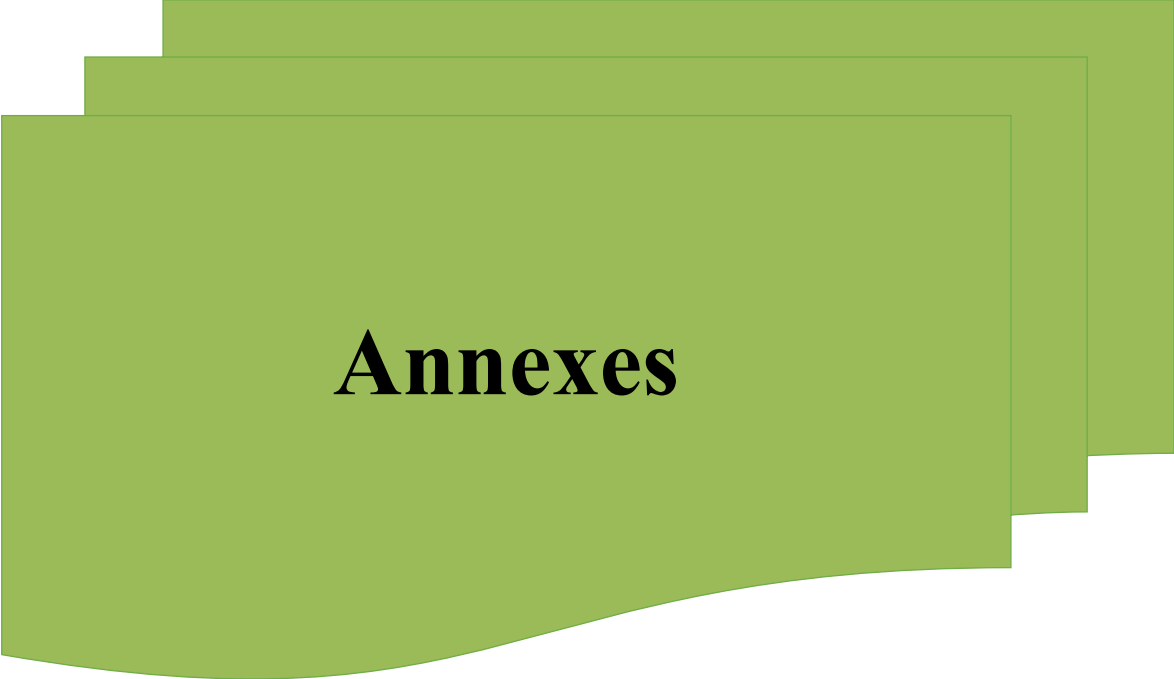
60. Rashidul, H. (s.d.). Parasites intestinaux humains.
61. Rousset, J.-J. (1993). Copro-parasitologie pratique : Intérêt et méthodologie : Notions sur les parasites du tube digestif. Éditions ESTEM

S

62. Saghrani, F. (s.d.). Flagellés intestinaux.
63. Starck, D., Gracia, L. S., Barrat, J.-L. N., Phillips, O., Roberts, T., Marriot, D., Harkness, J., & Ellis, J. T. (2014). Description du kyste de *Dientamoeba fragilis* et des formes prekystiques à partir d'échantillons humains. *Journal of Clinical Biology*, 52, 2680-2683.

V

64. Valeix, N. (2019). Parasitologie-mycologie (2^e éd.). Boeck Supérieur.



Annexes

ANNEXE 1 : Matériels biologique



Figure 01 : Boite de la coproparasitologie

ANNEXE 2 : Matériels non biologique



A



B



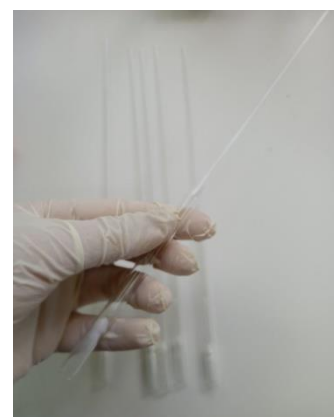
C



D



E



F



G



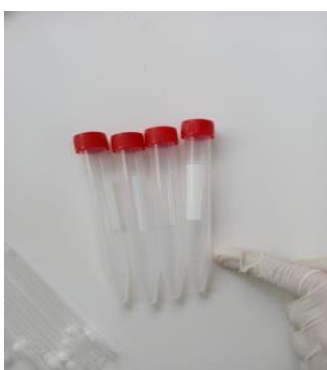
H



I



J



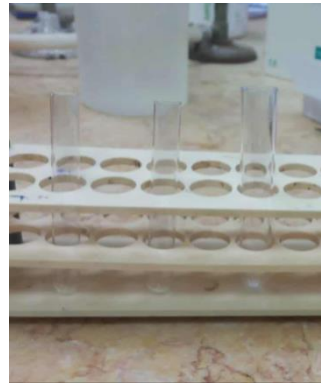
K



L



M



N



O

A : verre à pied **B** : lame **C** : lamelle **D** : éprouvette **E** : b cher **F** : pipette pasteur **G** : Boite de p trie **H** : entonnoir **I** : carré de verre
J : portoir **K** : tube conique **L** :  couvillon stérile **M** : embouts
jaune **N** : portoir **O** : papier buvard

ANNEXE 3 : Les appareils



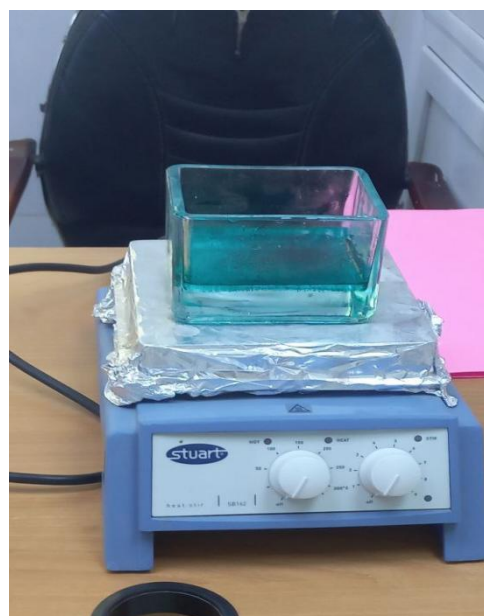
A



B



C



D

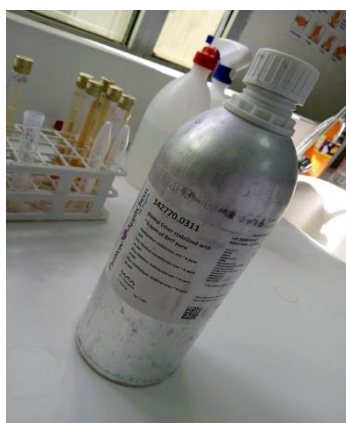
A : centrifugeuse B : balance C : microscope optique

D : agitateur

ANNEXE 4 : Les réactifs



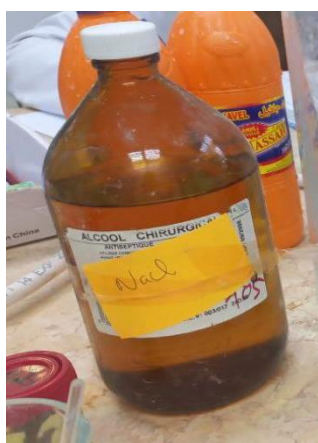
A



B



C



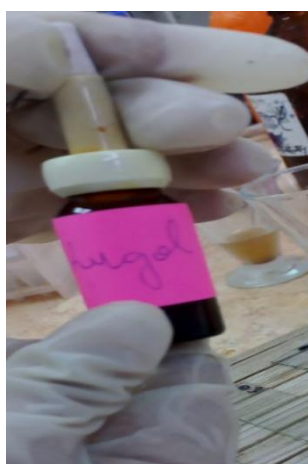
D



E



F



G

A : Formol B : Ether C : alcool D : Nacl E : vert de malachite

F : eau physiologique G : lugol

ANNEXE 5 :

Fiche de renseignements (Blida)

E.H.S T.O.T BLIDA

Unité de parasitologie et mycologie

(Fiche de renseignements)

N° : _____

Nom : _____ Prénom : _____ Sexe : _____

Adresse : _____

Date et heure de prélèvement : _____

☐ Externe ☐ Hospitalisé ☐ Service : _____ Médecin traitant : _____
Symptomatologie clinique :Douleurs abdominales : Oui ☐ Non ☐Diarrhée : Oui ☐ Non ☐Fièvre : Oui ☐ Non ☐

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

Présence de sang : Oui ☐ Non ☐Présence de glaire : Oui ☐ Non ☐Constipation : Oui ☐ Non ☐Nausées / Vomissements : Oui ☐ Non ☐Ballonnement abdominal : Oui ☐ Non ☐Amaigrissement : Oui ☐ Non ☐Prurit anal : Oui ☐ Non ☐Examens complémentaires :

FNS : _____ Autre : _____

Pathologies associées : _____

Traitement en cours : _____

Résultat :

Macroscopique : _____ Microscopique (examen à l'état) : _____

Examen après concentration : _____ Coloration : _____

Blida, le : ----- / ----- / -----

Fiche de renseignements (Tipaza)

EPH DR FARES YAHIA KOLEA
Unité de parasitologie et mycologie
(Fiche de renseignement)

N° :

Nom : Prénom : Sexe:

Adresse :

Date de prélèvement :/...../.....

Service : Néphrologie

✓ Symptomatologie clinique :

Diarrhée :	Oui : ☐	Non : ☐
Constipation :	Oui : ☐	Non: ☐
Fièvre :	Oui : ☐	Non: ☐
Nausée / Vomissement	Oui : ☐	Non: ☐
Douleurs abdominale :	Oui : ☐	Non: ☐

Autres :

✓ Symptômes cutanée :

Prurit anales :	Oui : ☐	Non : ☐
Notion de voyage en zone endémique:	Oui : ☐	Non: ☐
Notion de contact avec des animaux :	Oui : ☐	Non: ☐

✓ Les antécédent :

Diabète :	Oui : ☐	Non : ☐
Hypertension artérielle HTA :	Oui : ☐	Non: ☐

✓ Traitement en cours :

Anti parasitaires :	Oui : ☐	Non : ☐
---------------------	--------------------------------	--------------------------------

✓ Résultat :

A- Examen macroscopique :

✓ Aspect :

✓ Elément sur ajoutée :

présence de sang :	Oui : ☐	Non : ☐
présence des glaires :	Oui : ☐	Non: ☐
présence des vers :	Oui : ☐	Non: ☐

B- Examen microscopique :

1. Examen direct : à l'état : frais(+ / -) :
2. Examen Après coloration : au lugol(+ / -) :
3. Examen Après concentration :
 - Méthode de Willis (flottation) : (+ / -) :
 - Méthode de Ritchie simplifiée : (+ / -) :
- 4 - Technique de Kato miura : (+ / -) :

KOLEA LE :/...../.....



MEMOIRE DE FIN D'ETUDES
EN VUE DE L'OBTENTION DU DIPLOME MASTER

Domaine : SNV

Filière : Sciences Biologiques

Spécialité : Parasitologie

Thème :

**Recherche des parasites intestinaux chez les
insuffisants rénaux dans les établissements hospitaliers
de Blida et Tipaza**

Présenté par :

Soutenu le : 02 /07 / 2025

- **M^{lle}** ABDENOUZ Feriel
- **M^{lle}** BOUHAZAM Meriem
- **M^{lle}** BRADAI Dalal

Devant le jury composé de :

Mr. BENDJOUDI. Dj

Pr/USDB1

Président

Mme. Taleb. M

MCA/USDB1

Examinatrice

Mme. EL. FERRAN ZERKAOUI. A

MAA/USDB1

Promotrice

Dr. GOUGAM

MASP/EPH

I

Dr. AMRANI

EPH/TOT

I.E

Année Universitaire : 2024 - 2025