



Université Mohamed Khider de Biskra
Faculté des Sciences Exactes et des Sciences de la Nature et
de la Vie
Département des Sciences de la Nature et de la Vie
Filière : Sciences Biologiques

Référence / 2021

MÉMOIRE DE Master

Spécialité : Parasitologie

Présenté et soutenu par :
Maamache Abd El latif

Le:

Maladies parasitaires à Tizi Ouzou, Biskra et N'gaous (répartition et origines)

Jury:

M	1ier membre du jury	Grade	Président
M	1ier membre du jury	Grade	Rapporteur
Mme	Khadidja Boukharouba	Grade Professeur	Encadreur

Année universitaire: 2020/2021

Remerciements

Je voudrais, dans un premier temps, remercier ma directrice de mémoire Pr. Boukharouba d'avoir été patiente et disponible. Ses conseils judicieux ont contribué à alimenter ma réflexion.

Je remercie également les membres du jury, d'avoir accepté d'évaluer mon travail ainsi que tous les enseignants du Département des Sciences de la Nature et de la Vie de Biskra, d'avoir contribué à ma formation.

Mes remerciements s'adressent aussi à toute personne ayant contribué, de près ou de loin, à la réalisation de ce modeste mémoire.

Dédicace

Je dédie ce modeste travail à toutes les personnes qui me sont chères

abdou

Table des matières

Liste des Tableaux.....	III
Liste de figure.....	IV
Introduction	1
Partie Bibliographique.....	3
Chapitre 1	4
Les Protozoaires Intestinaux	4
1. Définition	5
2. Classification	5
3. les différentes les protozoaires intestinaux	5
3.1. Les amibes.....	5
3.1.1.1. Morphologie	6
3.1.1.2. Clinique	6
3.1.1.3. Cycle évolutif	7
3.2. Les flagellés	8
3.2.1.1. Morphologie	8
3.2.1.2. Clinique	9
3.2.1.3. Cycle de vie	9
3.3. Les ciliés	10
3.3.1.1. Morphologie	10
3.3.1.2. Cycle de vie	10
3.3.1.3. Clinique	10
Chapitre 2	11
les métazoaires intestinaux	11
1. Définition	12
1.2. Embranchement des Nématelminthes.....	12
1.3. Embranchement des Plathelminthes	12
2. Classification	12
2.1. Les cestodes	12
2.1.1. Morphologie	12
2.1.2. Cycles évolutifs	13
2.2. Les trématodes	14
2.3. Les nématodes.....	16
2.3.1. Morphologie	16
2.3.2. Cycle de vie.....	16
Partie Expérimentale	18

Chapitre 3	19
Matériel et Méthodes	19
1. Objectifs du travail	20
1.1. Objectif principal	20
1.2. Objectifs secondaires	20
2. Matériel et méthodes	20
2.1. Matériels et réactifs de laboratoire.....	20
2.1.1. Matériels biologiques	20
2.2. Méthodes :.....	22
Chapitre 4	31
Résultats et discussion	31
1. Répartition selon le L'âge	33
2. Répartition selon le sexe	34
3. Répartition selon le motif de consultation	34
4. Répartition selon la présence de maladies	35
5. Répartition des cas positifs selon l'âg	36
6. Répartition des cas positifs selon le sexe	36
7. Répartition globale selon les classes parasitaires	37
8. Fréquence des espèces de protozoaires et d'helminthes	38
DISCUSSION	40
Conclusion	43
Référence bibliographique	45
Résumé	48

Liste des Tableaux

Tableau 1: Classification des parasites intestinaux appartenant à l'embranchement des protozoaires. .5	
Tableau 2: Description des kystes mures d' <i>E.histolytica</i> / <i>E.dispar</i>6	

Liste des figures

Figure 1: Cycle évolutif de *T.saginata* et *T.solium*..... 13

Figure 2: Cycle évolutif d'*Hymenolepis nana*..... 13

Figure 3: Cycle évolutif de *Diphyllobothriumlatum*..... 14

Figure 4:Cycle évolutif de *Diphyllobothriumlatum* 15

Figure 5: Cycle évolutif d'*Enterobiusvermicularis*. 16

Figure 6: Cycle évolutif d'*Ancylostomaduodenale* et *Necatoramericanus*..... 17

Figure 7: Répartition de la population selon l'âge..... 33

Figure 8: Répartition de la population étudiée selon le sexe..... 34

Figure 9: Répartition de la population examinée selon la provenance 34

Figure 10: Répartition des cas positifs et négatifs (Biskra) 35

Figure 11: Répartition des patients parasités en fonction de l'âge 36

Figure 12:Répartition des patients parasités en fonction du sexe..... 36

Figure 13:Répartition des parasites isolés selon leurs embranchements 37

Figure 14: Fréquence des Protozoaires et Helminthes (Biskra) 37

Figure 15:Les espèces parasitaires isolées par le diagnostic parasitologique 38

Figure 16:Fréquence des espèces de protozoaires (Biskra) 38

Figure 17:Fréquence des espèces parasitaires. (N'gaous)..... 39

Introduction

Introduction

Un parasite est un organisme qui se nourrit et se développe aux dépens d'un autre être vivant. Le degré de parasitisme reflète le degré de préjudices commis à l'hôte, allant de la symbiose à la mort de l'hôte (Nicolas *et al.*, 2002).

Certains parasites occupent un milieu stable protégé des fluctuations extérieures et des agressions des autres organismes libres en prenant comme habitat le tube digestif de l'homme. Ils seraient donc à l'origine des parasitoses intestinales. Celles ci sont généralement provoquées par les helminthes et les protozoaires intestinaux et restent fréquentes surtout dans les pays à hygiène précaire, pauvres et à climat tropicale (Cook, 1986;Nicolas *et al.*, 2002).

Les parasitoses intestinales sont endémiques à travers le monde et constituent un véritable problème de santé publique. Leur pouvoir pathogène est très variable, allant du simple portage asymptomatique à des tableaux symptomatiques graves, voire mortels. Ainsi, l'Ascaris, l'ankylostome et l'amibe dysentérique occasionneraient à eux seuls 195.000 décès chaque année dans le monde. Elles sont généralement responsables de diarrhées, d'anémies, de malabsorptions...etc. Selon l'OMS, en 2002, environ 3,5 milliards de personnes dans le monde sont infestés par les parasites intestinaux, dont 450 millions à l'état chronique. La majorité des cas est recensée chez les enfants en âge scolaire. L'incidence de ces parasitoses intestinales est plus prononcée dans les pays tropicaux (pays en voie de développement) à cause de plusieurs facteurs tels que les conditions climatiques, l'hygiène précaire et la misère (Lehman *et al.*, 2012).

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

Notre contribution est d'évaluer au premier lieu, le pacte épidémiologique, à travers l'identification de principales maladies parasitaires les plus fréquentes dans la wilaya de Biskra, de Tizi-Ouzou et la wilaya de Batna.

L'objectif de notre travail est la comparaison des fréquences des parasitoses intestinales diagnostiquées à Biskra, Tizi-Ouzou et Batna afin de déterminer la répartition et les facteurs affectant la distribution des maladies parasitaires.

Partie
Bibliographique

Chapitre 1

Les Protozoaires Intestinaux

1. Définition

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

Ils entraînent des infections le plus souvent localisées au tractus gastro-intestinal, à l'exception d'*Entamoeba histolytica* (Amibiase) qui peut rarement, par dissémination, occasionner une localisation extra-intestinale hépatique, pulmonaire (Anofle, 2014).

2. Classification

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

Tableau 1: Classification des parasites intestinaux appartenant à l'embranchement des protozoaires.

	Classes	Espèces
Les Protozoaires intestinaux	Amibes intestinaux (Rhizopodes intestinaux)	- <i>Entamoeba histolytica</i> - <i>Entamoeba coli</i> - <i>Entamoeba polecki</i> - <i>Entamoeba hartmanii</i> - <i>Endolimax nanus</i> - <i>Pseudolimax butshlii</i>
	Flagellés intestinaux	- <i>Giardia intestinalis</i> - <i>Trichomonas intestinalis</i> - <i>Chilomastix mesnili</i> - <i>Retortamonas</i> (<i>embadomonas</i>) <i>intestinalis</i> - <i>Enteromonas hominis</i>
	Ciliés.	- <i>Balantidium coli</i>
	Blastocystea.	- <i>Blastocystis hominis</i>
	Sporozoaires intestinaux.	- <i>Isospora belli</i> - <i>Cryptosporidium</i> sp - <i>Microsporidium</i> sp - <i>Cyclospora cayetanensis</i>

3. Les différents embranchements des protozoaires intestinaux

3.1. Les amibes

3.1.1. *Entamoeba histolytica*

Entamoeba histolytica est la seule amibe pathogène pour l'homme, responsable de (Dysenterie amibienne), a été considérée longtemps comme un agent infectieux de virulence.

Elle existe sous deux formes :

- Une forme végétative non hématophage ; *E.h.minuta* qui colonise le tube digestif et une forme hématophage ; *E.h.histolytica*, qui peut envahir les tissus.
- Le kyste d'*Entamoeba histolytica* n'est pas morphologiquement différenciable d'*E.dispar* qui est non pathogène (Guillaume, 2007).

3.1.1.1. Morphologie

Tableau 2: Description des kystes mûres d'*E.histolytica* /*E.dispar*

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

3.1.1.2. Clinique

L'Amibiase est due à un Protozoaire *Entamoeba histolytica*, seule amibe pathogène de l'homme, c'est une maladie liée au péril fécal, strictement humaine qui touche de 5 à 10% de la population mondiale (Thierry A, 1994).

Définition de l'OMS (1997): Amibiase-maladie: état pathogène dans lequel l'organisme héberge *Entamoeba histolytica* avec ou sans manifestations cliniques (Antoine *et al.*, 1998). Elle se manifeste cliniquement sous deux formes principales :

- L'Amibiase intestinale aiguë : caractérisée par un syndrome dysentérique typique associant douleurs abdominales, exonération a fécale et absence de fièvre.

• L'Amibiase extra-intestinale : douleur de l'hypochondre droit, fièvre et hépatomégalie pour l'amibiase hépatique qui peut s'étendre au poumon et se disséminer dans d'autres organes (Anofle, 2014).

3.1.1.3. Cycle évolutif

- Cycle évolutif de l'amibe pathogène « *Entamoeba histolytica* »
- Cycle monoxène, direct, court.
- Hôte définitif : parasite obligatoire de l'homme ; anthroponose stricte.
- Ingestion de kystes murs (4 noyaux) ; désenkystement au niveau du caecum et du colon

Ascendant ; libération des formes végétatives (trophozoites) ; multiplication par scissiparité (pas de reproduction sexuée) ; enkystement lors de la constitution du bol fécal : élimination intermittente dans les selles de kystes ; survie dans l'environnement : 10 jours à 20°C dans l'eau (Valleix, 2016).

3.1.2. *Entamoeba coli*

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

Le kyste est le plus grand des kystes d'amibes parasites de l'homme, il mesure 15 à 20 µm de diamètre, plus ou moins sphérique, il est entouré d'une membrane épaisse et réfringente. Le kyste immature contient, parfois une grosse vacuole, le kyste mûr renferme huit noyaux du même type, et parfois des cristoïdes en aiguilles à bouts pointus. Ce kyste est bien visible à l'état frais, sans coloration (Grassi, 1879).

3.1.3 *Entamoeba dispar*

En microscopie optique, les caractères morphologiques des trophozoites non hématophages et des kystes, ne permettent pas de faire la différence entre *E.histolytica* et *E.dispar* (non hématophage). La distinction des deux espèces se fait grâce aux différences biochimiques et antigéniques, par différentes techniques, l'électrophorèse d'iso enzymes, la

Réaction en Chaîne par Polymérase(PCR) ou la détection des antigènes spécifiques dans les selles (copro-antigènes).

Un diagnostic différentiel entre ces deux espèces est important puisque seule *E. histolytica*, peut être à l'origine de l'Amoebiose-maladie (Brumpt E. ...L., 1923).

3.1.4. *Endolimax nanus*

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

Le kyste de 7 à 10 μm est ovoïde ou rond ou rectangulaire à angles arrondis, il est pourvu de quatre noyaux dont une paire à chaque pôle, son contour mince est différent des autres kystes d'amibes (Comparée, 1971).

3.2. Les flagellés

3.2.1. *Giardia intestinalis* (*Lamblia duodenalis*)

Protozoaire parasite de la partie haute du tube digestif de l'homme (duodénum). C'est le Protozoaire cosmopolite le plus commun au cours des infections intestinales humaines. L'enfant est souvent le plus touché par rapport à l'adulte (Georges et Decaudin, 1970).

3.2.1.1. Morphologie

Elle existe sous deux formes :

-La forme végétative : Le trophozoïte mesure 6 à 10 μm de largeur sur 10 à 20 μm de longueur pour une épaisseur de 2 à 4 μm . Il a un aspect piriforme. Il possède une dépression ventrale qui joue un rôle dans la fixation du parasite aux cellules intestinales. L'extrémité antérieure est arrondie et l'extrémité postérieure est pointue.

-Il est actif et mobile grâce à quatre paires de flagelles. Un axostyle partage le corps en deux moitiés symétriques contenant chacune un gros noyau antérieur.

-Transversalement, deux structures parallèles en forme de bâtonnets plus ou moins incurvés, les corps médians, correspondent à des agrégats denses de microtubules et de

protéines contractiles (Hashimoto *et al.*, 1998 ; Manning *et al.*, 2011). Lors de son observation à l'objectif à immersion, il ressemble à un « visage de clown » .

- La forme kystique : Le kyste est une forme de résistance. Il a une forme ovale, une paroi à double contour d'épaisseur 0.3-0.5 μm et mesure 7 à 10 sur 8 à 12 μm (Mok *et al.*, 2005 ; Chatterjee *et al.*, 2010).

Le kyste renferme 2 à 4 noyaux, des résidus de flagelles et de corps médians, donnant l'impression de contenir un « S » au centre. Les kystes apparaissent une semaine après l'infestation dans la partie terminale de l'intestin grêle (l'iléon). (Moulinier, 2003).

3.2.1.2. Clinique

Seule *Giardia intestinalis* peut entraîner une infection chez les humains. C'est une Giardiose ou lambliaose ou parfois appelée « fièvre du castor ». Les personnes infectées par la *Giardia* peuvent ne présenter aucun symptôme. L'infection à la *Giardia* peut entraîner une gamme de symptômes intestinaux, notamment : la diarrhée, un ballonnement, des gaz ou des flatulences, des douleurs abdominales hautes ou épigastriques, une indigestion ou des nausées de la fatigue, une perte de poids (syndrome de malabsorption) (KACI *et al.*, 2020). Chez l'enfant, la persistance des symptômes peut aller jusqu'à la malnutrition avec un retard staturo-pondéral (Desoubeaux et Duong, 2011).

3.2.1.3. Cycle de vie

Le cycle de *Giardia intestinalis* est monoxène. Les trophozoites envahissent l'intestin grêle, se fixent aux cellules épithéliales et la muqueuse, se multiplient par division binaire répétée et produisent des kystes résistants, immédiatement infestants, qui sont excrétés dans les selles. Une infestation est causée par l'ingestion de kyste. La période pré patente dure de 4 à 16 jours et la période patente généralement plusieurs semaines à plusieurs mois, durant lesquels les kystes sont excrétés de manière intermittente (Mouri et Saib, 2018).

3.2.2. *Trichomonas intestinalis*

Mesure de 6 à 12 μm . Il vit dans la lumière colique sous forme végétative sans donner de kystes. Ce parasite est capable de s'arrondir sans s'entourer d'une paroi épaisse et de former des « formes rondes » ou « pseudo kystes » capables de résister aux conditions extérieures et de propager l'espèce (Guillaume, 2007).

3.3. Les ciliés

3.3.1. *Balantidium coli*

3.3.1.1. Morphologie

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

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

- Le kyste est de forme arrondie avec un diamètre de 50-60 μm . Comportant une paroi épaisse et transparente avec persistance des cils. La visibilité des noyaux est très claire (Guillaume, 2007).

3.3.1.2. Cycle de vie

Les hôtes définitifs sont l'homme et le porc. La contamination se fait par ingestion de légumes souillés ou par manque d'hygiène. Dans le duodénum, la paroi des kystes est fendue et la forme végétative en sort, elle gagne le colon et se multiplie par scissiparité et par conjugaison (échange de matériel génétique entre deux individus). *Balantidium coli* peut traverser la muqueuse colique, gagner la sous-muqueuse, s'y multiplier en lysant les tissus. L'effraction des vaisseaux sanguins et lymphatiques permet au parasite de gagner les ganglions, le foie, le myocarde. Ses sécrétions provoquent la nécrose des tissus concernés. Les kystes éliminés avec les matières fécales constituent la forme infestante (Les formes végétatives non enkystées éliminées avec les selles ne constituent pas la forme) (Guillaume, 2007).

3.3.1.3. Clinique

La Balantidiose est une zoonose, affection commune à l'homme et divers animaux qui en constituent le réservoir (Hoare, 1962), elle est due à la présence dans le gros intestin de l'homme d'un parasite habituel du porc (*Balantidium coli*) (Ripert *et al.*, 1996).

Chapitre 2
Les Métazoaires
Intestinaux

1. Définition

Les helminthes sont classés en fonction de leurs caractéristiques morphologiques en :

1.2. Embranchement des Némathelminthes

- Vers cylindriques à corps non segmenté revêtus de téguments durs ;
- Tube digestif complet ;
- Sexes séparés ;
- Représentés par une seule classe, celle des nématodes.

1.3. Embranchement des Plathelminthes

- Vers plats à corps segmenté ou non;
- Tube digestif absent ou incomplet ;

Repartis en deux classes :

- Les cestodes : vers hermaphrodites.
- Les trématodes : vers hermaphrodites (Les douves) ou à sexes séparés (Les schistosomes)(Guillaume, 2007)

2. Classification

2.1. Les cestodes

Les cestodes sont des vers parasites de nombreuses espèces animales et aussi l'homme (Bourée *et al.*, 2012).

2.1.1. Morphologie

Ces vers sont segmentés et comprennent à l'extrémité antérieure le scolex permettant leur attachement à la muqueuse digestive, puis un cou correspondant à la zone germinale (de croissance) et enfin de nombreux segments disposés en chaîne ou strobile (Guillot *et al.*, 1997). L'excrétion est assurée par un système osmorégulateur composé de cellules vibratiles ou solénoctes associé à plusieurs paires de canaux (Weisse et Raszka , 1996). Le système reproducteur est composé d'un appareil mâle avec des testicules en quantité variable, un canal éjaculateur aboutissant à un organe copulateur (ou cirre) s'ouvrant dans un atrium génital. L'appareil femelle se compose d'un ovaire souvent multilobé, puis d'un oviducte, de glandes vittelogènes et d'un utérus. Ces deux appareils se rejoignent dans le pore génital (Schantz, 1996).

2.1.2. Cycles évolutifs

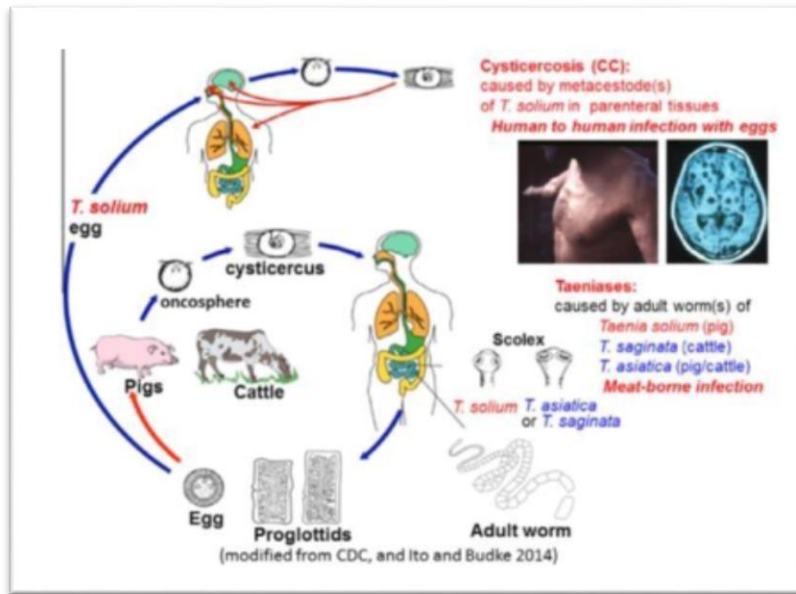


Figure 1: Cycle évolutif de *T.saginata* et *T.solium* (Ito et al., 2016).

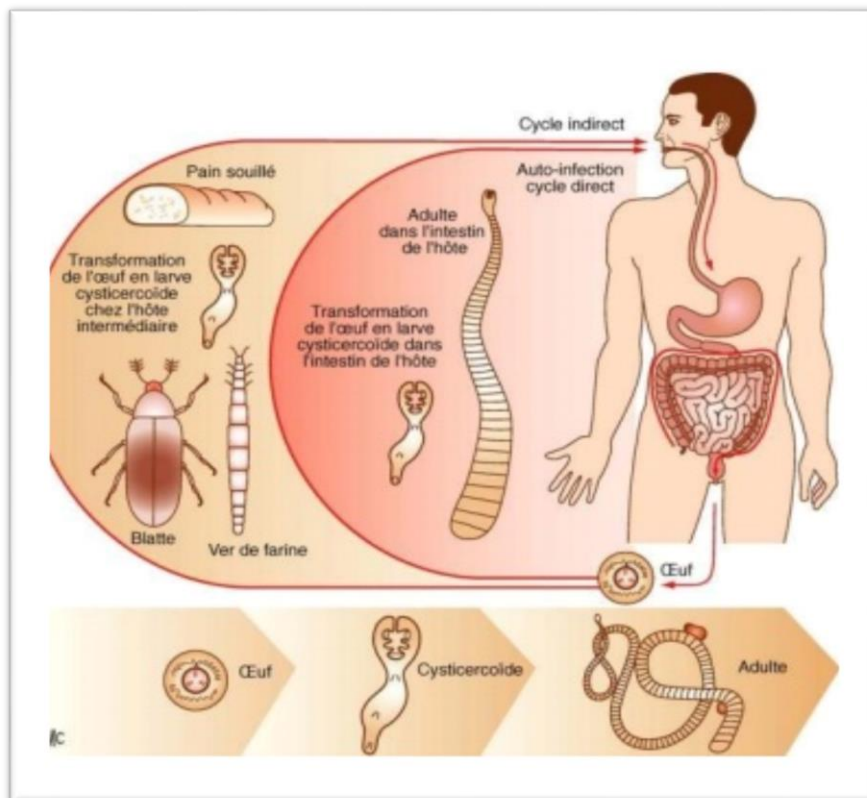


Figure 2: Cycle évolutif d'*Hymenolepis nana* (Delpy et al., 2005)

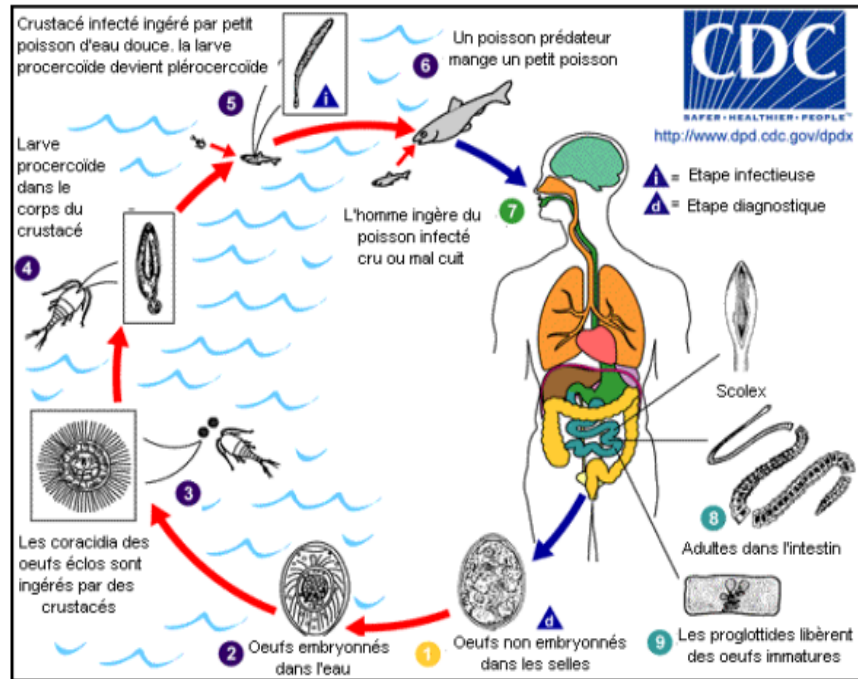


Figure 3: Cycle évolutif de *Diphylobothrium latum*. (Centers for Disease Control and Prevention, 2019)

2.2. Les trématodes

Ils sont divisés en deux classes:

-Douves: vers hermaphrodites, responsables des infections de tractus biliaire, bronchique ou digestif des mammifères. L'élimination des œufs se fait dans les selles.

-Bilharzies (les schistosomes) : vers sexués, ont un tropisme pour le système circulatoire des mammifères à l'état adulte, tant dis que à l'état larvaire ils sont parasites de mollusques d'eau douce. L'élimination des œufs se fait dans les selles mais leur localisation est extra intestinale.

Dans la classe des douves, on a plusieurs espèces pathogènes chez l'homme : *Heterophyesheterophyes*, *Fasciolopsisbuski*...etc, responsables de distomatoses intestinales.

2.2.1. Les douves intestinales

Plus d'une trentaine d'espèces de douves intestinales peuvent infester l'homme. La plus importante médicalement est la fasciolopsiose due à *Fasciolopsis buski* qui contribue à la malnutrition suivie de l'échinostomose due à *Echinostomasp*. Et l'hétérophyiose due à *Heterophyessp* (Bouchaud *et al.*, 2019).

2.2.1.1. Morphologie des douves intestinales

Hermaphrodites, ce sont des parasites des épithéliums, ayant des œufs operculés, embryonnés ou non, elles pénètrent dans l'organisme par voie buccale. Les formes infestantes sont généralement les métacercaires enkystées sur des supports alimentaires. (Kaci *et al.*, 2020).

La taille des douves adultes varie de 1 à 75 mm. Les adultes *d'Heterophyessp* sont de l'ordre du millimètre ceux de *Echinostoma* ont environ 1 cm de long, et *Fasciolepis buski* sont plus grands et mesurent 2 à 7 cm de long.

La taille des œufs des douves est aussi variable selon l'espèce, ils peuvent être facilement confondus s'ils ont la même taille, car ils sont d'aspect similaire. Les œufs d'*Heterophyes* sont petits (30 µm) alors que ceux de *Fasciolepis sp* et *Echinostoma sp* sont plus grands (plus de 120 µm) (Bouchaud *et al.*, 2019).

2.2.1.2. Cycle de vie

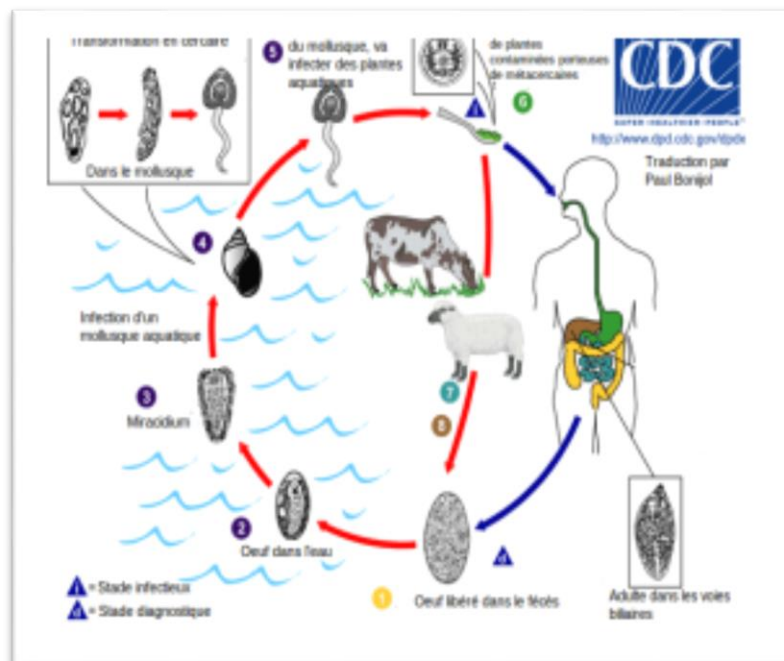


Figure 4: Cycle évolutif de *Diphyllobothrium latum* (Lyu et Luli, 2021).

2.2.1.3. Définition Bilharziose (Schistosomoses)

Les Bilharzioses ou Schistosomoses sont dues à des trématodes, vers plats, à sexes séparés, hémato-phages, vivants au stade adulte dans le système circulatoire des mammifères et évoluant au stade larvaire chez un mollusque d'eau douce. Six espèces sont pathogènes

pour l'homme dont cinq retrouvées lors du diagnostic au niveau des selles (*S.mansoni*, *S.intercalatum*, *S.japonicum*, *S.mekongi* et *S.guinéensis*) (Dupouy-Camet *et al.*, 2016)

La Schistosomose occupe la deuxième position, sur le plan socio-économique après le paludisme (Doumenge , 1987).

2.3. Les nématodes

2.3.1. Morphologie

Les nématodes sont des vers ronds à corps non segmentés, possédant une cavité générale libre. Ils se caractérisent par la présence d'un appareil digestif complet, un appareil génital, un système excréteur et un système nerveux.

2.3.2. Cycle de vie

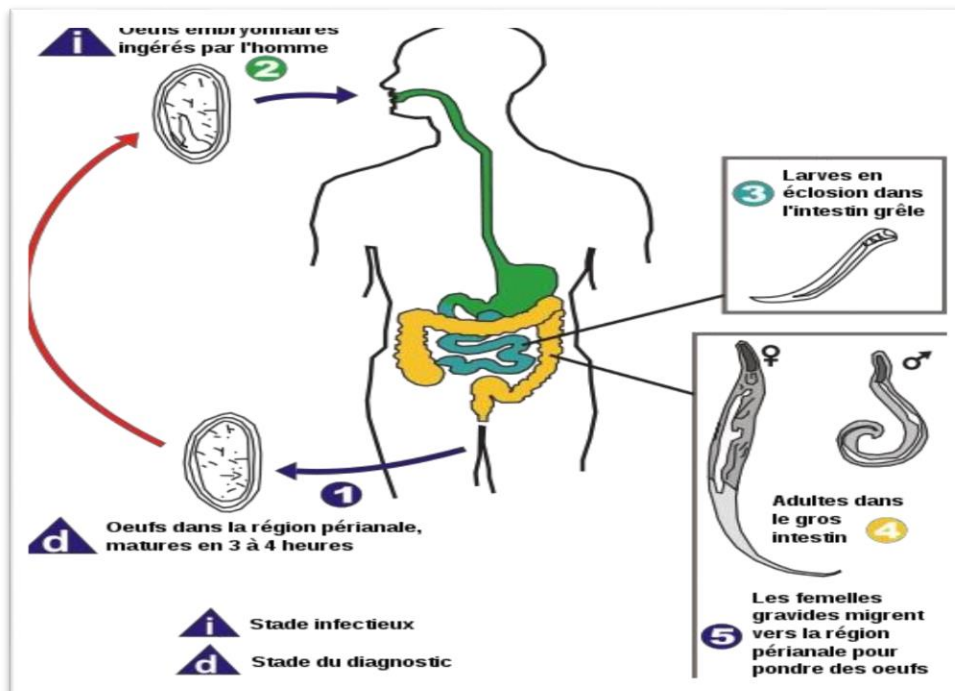


Figure 5: Cycle évolutif d'*Enterobius vermicularis* (Lyu et Luli, 2021).

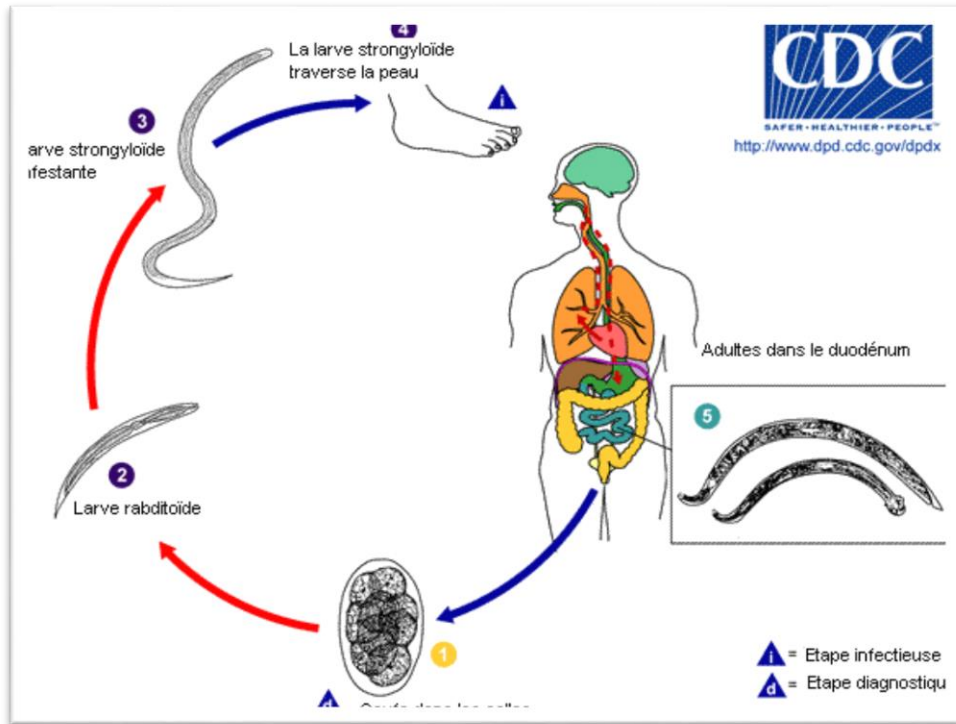


Figure 6: Cycle évolutif d'*Ancylostoma duodenale* et *Necator Americanus* (Lyu et Luli, 2021)

Partie Expérimentale

Chapitre 3

Matériel et Méthodes

1. Objectifs du travail

1.1. Objectif principal

Comparer les fréquences des parasitoses intestinales humaines diagnostiquées aux laboratoires de parasitologie-mycologie du CHU Nedir Mohammad de Tizi-Ouzou, l'hôpital Hakim Saadane (Wilaya de Biskra) et laboratoire d'hygiène de N'gaous (Wilaya de Batna) .

1.2. Objectifs secondaires

Faire une étude comparative entre la propagation des maladies parasitaires dans les différentes régions (tizi-ouzou , Biskra, N'gaous) .

2. Matériel et méthodes

2.1. Matériel et réactifs de laboratoire

2.1.1. Matériel biologique

Le diagnostic des parasitoses intestinales est porté sur des selles fraîchement émises ou des Scotchs tests (en cas de suspicion d'oxyures).

2.1.2. Matériel non biologique

2.1.2.1. Verrerie

- Pots transparents ;
- Baguettes en verre ;
- Lames et lamelles ;
- Micropipettes et embouts ;
- Flacons d'eau de Javel : Pour la décontamination des baguettes utilisées ;
- Gants ;
- Plateau ;
- Eprouvette + Erlenmeyer ;
- Portoirs ;
- Spatule ;
- Bouchons en caoutchouc pour les tubes à centrifuger ;
- Verres à pieds ;
- Une pince ;
- Papier filtre ;

- Boite de pétri ;
- Tubes à centrifuger à fond conique ;
- Bacs Borrel (colorations) ;
- Entonnoirs de verre.



Figure 07 : Matériel de laboratoire utilisé pour le diagnostic des parasitoses intestinales.
(CHU. TIZI OUZOU. 2018)

2.1.2.2.Appareils

- Centrifugeuse.
- Balance.
- Microscope optique.



Figure 08 : Appareils utilisés pour le diagnostic des parasitoses intestinales. (CHU. TIZI OUZOU. 2018)

2.1.3. Réactifs

- Eau physiologique ;
- Lugol ;
- Solution de formol commercial ;
- Ether ;
- Chlorure de sodium ;
- Eau distillée ;
- Vert de Malachite en poudre ;
- glycérine ;

2.2. Méthodes

2.2.1. Protocole d'étude

2.2.1.1. Lieu et période d'étude

Les données de cette étude comparative des parasitoses intestinales humaines ont été recueillies au niveau de trois sites en Algérie : du service de Parasitologie et Mycologie du CHU de Tizi-Ouzou, de l'hôpital Hakim Saâdane de Biskra et du laboratoire d'hygiène de N'gaous, Batna. Ces données s'étalent sur la période allant du mois de novembre 2016 au mois de février 2020. Elles portent sur les deux sexes (hommes, femmes) de toutes les tranches d'âge.

2.2.1.2. Population d'étude

La population de notre étude est représentée par trois sources : 1) Tous les consultants au sein du Service de Parasitologie Mycologie du C.H.U Tizi Ouzou ; 2) Les malades hospitalisés au niveau de l'hôpital Hakim saadane (internes et externes) qui sont orientés pour un examen parasitologique des selles; d'autre part les enfants sélectionnées de la crèche El Rayane est ceux de l'association Olamaa el Muslimin ; 3) Les patients ayant consulté au laboratoire d'hygiène de N'gaous dans le cadre d'un contrôle sanitaire ou ceux orientés par un médecin suite à une clinique suspecte.

Le diagnostic repose avant tout sur l'examen coprologique. Il est toujours utile de préciser au laboratoire le ou les parasites recherchés, l'état immunitaire du patient, ses symptômes, la présence d'une éosinophilie et les pays visités (Loutan et Chappuis, 2007).

2.2.2. Définition de la coprologie parasitaire

La coprologie parasitaire ou l'examen parasitologique des selles (EPS) est un examen de base consistant à examiner les selles sur le plan macroscopique et microscopique. Il permet le diagnostic d'un grand nombre de parasites intestinaux (Helminthes ou Protozoaires) et extra intestinaux (œufs de douves des voies biliaires voire du poumon ; œufs de Schistosomes) pour lesquels les selles constituent le véhicule normal de leur forme de dissémination dans le milieu extérieur. Chaque parasite est mis en évidence par une ou plusieurs techniques plus ou moins spécifiques. On aura parfois recours à des examens spéciaux, par exemple : test à la cellophane adhésive ou « scotch-test » anal, biopsie rectale et tubage duodéal (Cherifa, 2020).

L'examen d'un unique échantillon de selles ne détecte le parasite que dans 50 à 70 % des cas, tandis que si trois selles sont examinées, la fréquence d'identification augmente à 95% (Burke, 1975 ; Oudaina *et al.*, 2009).

2.2.2.1. Critères épidémiologiques

L'origine géographique du malade, un éventuel séjour dans un autre pays, la notion de baignade éventuelle, le mode de vie urbain ou rural, présence d'animaux domestiques...etc. (Yera *et al.*, 2015).

2.2.2.2. Critères cliniques

Manifestations digestives, manifestations cutanées (ankylostomose, prurit anal pour l'oxyurose), manifestations pulmonaires (ascaridiose, ankylostomose, anguillulose) (Yera *et al.*, 2015).

2.2.2.3. Critères biologiques

- ❖ **Hémogramme** : Parmi les divers examens para cliniques, l'hémogramme est le plus important, il permet de déceler une anémie et/ou une hyper éosinophilie donc d'évoquer certaines parasitoses.
- ❖ **Vitesse de sédimentation** : La vitesse de sédimentation est le reflet d'un syndrome inflammatoire. Elle est particulièrement utile en cas d'abcès amibiens ou de destruction tissulaire d'origine parasitaire.
- ❖ **Bilans biochimiques divers** : La destruction du tissu hépatique, par exemple par des migrations des larves de parasites, peut se traduire biologiquement par des élévations de certaines diastases (Rousset, 1993).
- ❖ **Examens complémentaires**: Critères radiologiques, tubage duodéal, biopsie en cas de complications (amibiase, anguillulose...) (Yera *et al.*, 2015).

2.2.2.4. Diagnostic de certitude

Il tend à mettre en évidence le parasite sous l'une ou l'autre de ses différentes formes (Adulte, larve, œufs, kystes) (Rousset, 1993). L'examen parasitologique des selles (EPS) reste essentiel dans le diagnostic des parasitoses intestinales.

2.2.3. Indications et limites de l'examen parasitologique des selles

2.2.3.1. Indications

-Recherche de parasites devant des douleurs abdominales, une diarrhée persistante, et/ou une fièvre.

-Recherche de parasites chez un patient anémique, ou présentant une hyper éosinophilie sanguine (Cherifa, 2020).

-Recherche systématique après un long séjour en zones chaudes du globe ou dans le cadre d'une embauche (cuisiniers, égoutiers...) à titre de prévention d'une transmission oro-fécale (Charef, 2017).

2.2.3.2. Limites

- L'élimination intermittente des kystes et des œufs de certains parasites rend l'EPS souvent négatif, pour cela il doit être répété trois fois sur une dizaine de jours pour augmenter la sensibilité du diagnostic.

- Pour d'autres parasites, ils ne vont être décelés que grâce à des techniques complémentaires qui ne sont, en règle, pratiquées que lorsque leur prescription est spécifiée. Il s'agit notamment de la coloration de Zeihl-Neelsen modifiée dans la recherche de cryptosporidies, et de la coloration Uvitex 2B dans la recherche de microsporidies, et de la concentration des selles selon la méthode de Baerman qui sensibilise la recherche d'anguillules.

- Les œufs d'oxyures sur la marge anale étant moins fréquemment détectés par l'EPS, leur détection est faite par le scotch test anal de Graham.

- Certains parasites sont éliminés dans les selles durant certaines phases de leur vie, et ne le sont pas à d'autres phases (phases de silence parasitaire). Pour ces derniers le diagnostic est essentiellement séro-immunologique.

2.2.4. Préparation du malade

L'examen parasitologique des selles doit se pratiquer trois à quatre jours après l'arrêt de certaines substances médicamenteuses qui pourraient gêner son interprétation :

- ❖ Tous les antiseptiques intestinaux qui, même s'ils ne sont pas totalement amœbicides sont souvent amœbostatiques et induisent des résultats faussement négatifs ;

- ❖ les antibiotiques et les sulfamides qui, en agissant sur la flore intestinale, nuisent aux protozoaires et dont certains réduisent peut-être la fréquence de ponte des vers ;

- ❖ Les laxatifs ou adsorbants intestinaux divers (charbon, mucilages) et anti diarrhéiques ; (Rousset, 1993).

- ❖ Les protozoaires intestinaux peuvent être masqués pendant 5 à 10 jours après l'ingestion de baryum et d'autres substances, telles que l'huile de ricin ou l'huile minérale, le bismuth, et les préparations anti diarrhéiques non absorbables, peuvent interférer avec la récupération des parasites. (Garcia, 2004).

Pendant les 3 jours précédant l'examen de selles il faut

- ❖ Conseiller un régime à faibles résidus cellulosiques (biscottes, pâtes, riz, œuf, laitage, poisson) ;

- ❖ Éviter : choux, salades, légumes verts et secs (lentilles, haricots, petits pois), pomme de terre, fruits (surtout poires, pommes, fraises, figues) ;

- ❖ Éviter l'administration d'un purgatif qui diminue la concentration des parasites (Guiguen, 2012).

2.2.5. Fiche de renseignements (interrogatoire du patient)

En pratique, il faudra procéder à l'interrogatoire du malade et remplir une fiche de renseignements sur laquelle devra figurer :

- Le nom et le prénom, l'âge, le sexe, l'adresse (zone urbaine, rurale, d'endémie) ;
- La notion du séjour en zone d'endémie (pays chauds) ;
- Les habitudes alimentaires (viandes mal cuites, salades sauvages) ;
- Les signes cliniques particulièrement digestifs ;
- La notion du terrain (immunodépression) ;
- Les résultats d'examen para cliniques (biologiques : anémie, hyper éosinophile sanguine ou radiologiques) ;
- La notion du traitement en cours (notamment antiparasitaires) (Charef, 2017).

2.2.6. Prélèvement des selles

- La totalité de la selle doit être recueillie sans urines (celles-ci tuent les protozoaires) et dans un récipient propre (mais non stérile), sec et transparent (ce qui permet une étude macroscopique du recueil) (Guiguen, 2012). L'idéal est de demander au patient de déféquer au laboratoire, afin d'éviter la destruction des formes trophozoïtes des Protozoaires (Kaci *et al.*, 2020) tandis que, les kystes et les œufs se conservent bien pendant plusieurs jours à température ambiante (Guiguen, 2012).

- La quantité de selle doit être suffisante pour permettre la mise en œuvre de toutes les techniques nécessaires ;

- Il est recommandé d'examiner plusieurs échantillons de selles avant d'écarter la possibilité d'une infection parasitaire, car l'élimination des parasites est discontinue (périodes muettes) (Kaci *et al.*, 2020).

2.2.7. Examen parasitologique des selles (EPS)

Pour chaque patient un échantillon de selle fraîchement émise sera analysé dans l'heure qui suit la remise du prélèvement coprologique. La méthode de diagnostic la plus spécifique est la mise en évidence des parasites au niveau des selles sous formes de kystes, d'œufs, de larves, ou de formes adultes. En premier lieu, un examen macroscopique devra être réalisé.

Dans un deuxième temps, un examen microscopique devra être effectué, La technique de concentration de routine « Ritchie » permet le diagnostic de la majorité des parasitoses

digestives. Selon le contexte clinique, des techniques spécifiques seront réalisées. (Thivierge, 2014).

2.2.7.1.L'examen macroscopique

Renseigne sur la consistance des selles, la présence de mucus sanglant ou non (c'est dans le mucus que les formes hématophages d'amibes sont recherchées), la présence éventuelle de parasites adultes visibles à l'œil nu (oxyures, ascaris, anneaux de ténia) (Gentilini *et al.*, 1993).

2.2.7.2.L'examen microscopique

Comporte obligatoirement un examen direct des selles fraîches, utilisé pour évaluer la motilité des trophozoïtes des amibes et des flagellés dans les selles diarrhéiques, liquides ou molles. Il permet également d'observer les œufs et les larves d'helminthes, les kystes de protozoaires et les oocystes de coccidies, et un examen après enrichissement, dont l'objectif est de concentrer les parasites trop rares pour être décelés à l'examen direct(Kaci *et al.*, 2020).

2.2.7.3.Examen direct

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

L'examen direct permet d'étudier les formes végétatives de protozoaires, de noter leur mode de déplacement, la présence d'un pseudopode, d'un flagelle ou d'une membrane ondulante. Il permet aussi d'observer les larves d'anguillule et d'ankylstome. Pour cet examen direct on peut utiliser soit une goutte de sérum physiologique, soit une goutte de lugol à 1% ce qui facilite l'étude morphologique en mettant en évidence les vacuoles iodophiles de *pseudolimaxbustschlii* par exemple (Guillaume, 2007).

❖ Matériel

- Pipette pasteur ;
- Lame et lamelle ;
- Microscope optique ;
- Flacons d'eau de Javel : Pour la décontamination des lames utilisés.

❖ Réactifs utilisés

- Lugol ;
- Eau physiologique ;
- Eau distillée ;

- Solution de formol.

a. Examen direct à l'état frais

Le frottis humide direct est préparé en mélangeant une petite quantité de selles fraîches non conservées avec quelques gouttes de solution saline à 0,85 %. Détecte principalement les trophozoïtes mobiles des protozoaires, les larves mobiles de *Strongyloïdes* sp. Peut permettre également de détecter les parasites qui se concentrent difficilement. (Garcia *et al.*, 2018).

❖ **Techniques de concentration**

Les techniques de concentration sont indispensables, et doivent être faites systématiquement. Elles permettent d'isoler avec un minimum de résidus un nombre maximum de kystes et œufs d'Helminthes (Belkaid *et al.*, 1982).

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

- La sédimentation : utilise comme diluant un réactif à densité inférieure à celle du parasite et ceux-ci se retrouvent au fond du tube elle est préconisée pour les œufs d'*Ascaris lumbricoides* non fécondés, les Schistosomiasés et les larves d'Anguillule.
- La flottaison : utilise des diluants à densité supérieure à celle du parasite qui se retrouve flottant sur la surface. La technique de Willis préconisée pour les œufs d'*Hymenolipis nana* et d'ankylostomes. La méthode de Janckso et Urbany qui présente un intérêt pour la concentration des œufs de la grande douve du foie (*Fasciola*), *schistosome*, *taenia* et *trichocéphale* mais demeure très chère ce qui la rend difficile à appliquer.

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

❖ **Techniques spéciales**

- **Par éclaircissement (kato-katz)** : elle est qualitative mais il existe une variante quantitative appelée Kato et Miura utilisant du matériel fourni par l'OMS. Cette technique

permet d'apprécier la charge parasitaire, d'évaluer l'efficacité d'un antihelminthique pour les enquêtes épidémiologiques.

- **Méthode de Graham ou scotch test anal** : préconisée pour la recherche d'œufs d'oxyure et d'œufs de Téniasis à *Taeniasaginata*elle. elle est appliquée au réveil avant toute toilette (Belkadi et Ouelhocine, 2019).

❖ **Techniques de coloration**

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

- **Coloration instantanée entre lame et lamelle**

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

- **Coloration par le lugol double** : Cette coloration est utile quand les formes végétatives de Protozoaires sont déjà détruits ; elle colore la chromatine des noyaux en couleur foncée. La flore iodophile du colon apparaît en brun et l'amidon mal digéré en bleu et l'amidon transformé en érythrodréine est coloré en rouge violet (Radaody, 2007).

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

- **Colorations spécifiques** : Lorsque le diagnostic est orienté, des colorations spécifiques sont réalisées, à titre d'exemple pour la recherche de cryptosporidies, d'Isosporose ou de Cyclosporose on effectue la coloration de Ziehl-Neelsen modifiée ou bien la technique de Weber pour la recherche des microsporidies (Bailenger, 1965).

2.2.8. Coproculture

2.2.8.1. La coproculture d'helminthes

Elle peut être lancée à toute heure, réalisée avec du matériel à usage unique. Elle est réalisable sur des selles liquides (par adjonction de charbon). Elle permet l'identification des différents ankylostomidés et permet l'enrichissement des larves d'anguillules en présence de femelle parthénogénétique dans la selle (Leméteil, 2020). Une coproculture positive peut permettre d'affirmer un diagnostic qu'une concentration ou une extraction de Baermann n'auraient pu prouver (Rousset, 1993).

2.2.8.2. La coproculture de protozoaires (sporozoaires inclus)

La culture des selles en milieux spécifiques pour protozoaires permet :

-La multiplication de rares amibes ou flagellés observés à l'examen direct et dont le diagnostic n'a pu être établi d'une façon certaine ;

-Mettre en évidence des protozoaires qui n'auraient pas été décelés d'emblée en particulier certains flagellés sans kystes (Pentatrichomonas) ou à kystes rares (Enteromonas) .

-Pour affirmer le diagnostic de genre et d'espèce des coccidies, il est nécessaire de provoquer leur maturation par une coproculture à température du laboratoire. (Rousset, 1993).

On utilise des milieux spéciaux comme :

- Milieu de Dobell et Laidlaw ;
- Milieu LMS Milieu de Diamond ;
- Milieu TYI-S-33 ;
- Milieu HSP3M2 ;
- Milieu LE (Locke REgg) ;
- Milieu de Robinson Milieu de Jones (Buchy, 2003).

2.2.8.3. Techniques sérologiques

Permettent de détecter les antigènes (copro-Antigenes) dans les selles. On cite le kit ELISA utilisant des anticorps monoclonaux pour faire un diagnostic différentiel d'*E.histolytica* et *E.dispar*, et IFD pour la recherche d'oocytes de *Cryptosporidium* , l'IFI et l'EIA en phase de migration larvaire dans les Ascarioses peuvent se révéler très efficaces, CAA et immunoelectrophorèse seraient, quant à elles, intéressantes pour le diagnostic des

Schistosomiasis mais demeurent très peu utilisées (Rousset, 1993; Mbaye *et al.*, 2003 ; Chevalier *et al.*, 2002).

Chapitre 4

Résultats et discussion

Dans le présent chapitre nous allons d'abord évaluer la fréquence des parasitoses intestinales humaines diagnostiquées dans trois sites en Algérie, puis nous allons comparer la propagation de ces maladies dans les mêmes sites pour une meilleure compréhension des facteurs dégagés. Les sites d'observation sont : le laboratoire de parasitologie-mycologie du CHU Nedir Mohammad de Tizi-Ouzou, l'hôpital Hakim Saadane (Wilaya de Biskra) et le laboratoire d'hygiène de N'gaous (Wilaya de Batna). La période d'observation s'étend entre novembre 2016 et février 2020.

1. Répartition selon le L'âge

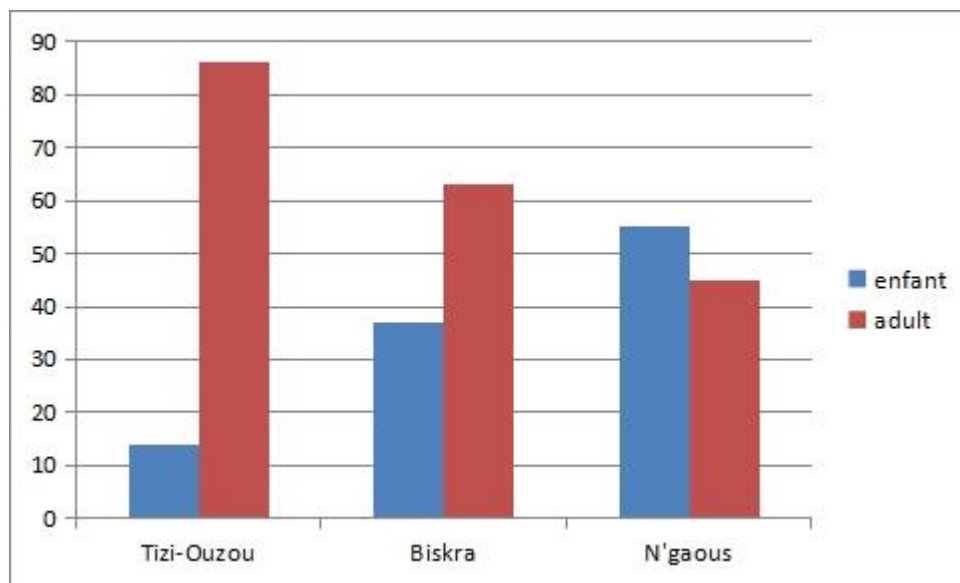


Figure 7: Répartition de la population selon l'âge

On remarque que la population d'étude dans la région de Tizi-Ouzou et Biskra est constituée majoritairement de sujets adultes avec des pourcentages respectifs de 86 et 63% ; par contre la majorité des cas sont des enfants moins de 15 ans dans la région de N'gaous avec un pourcentage de 51 %.

2. Répartition selon le sexe

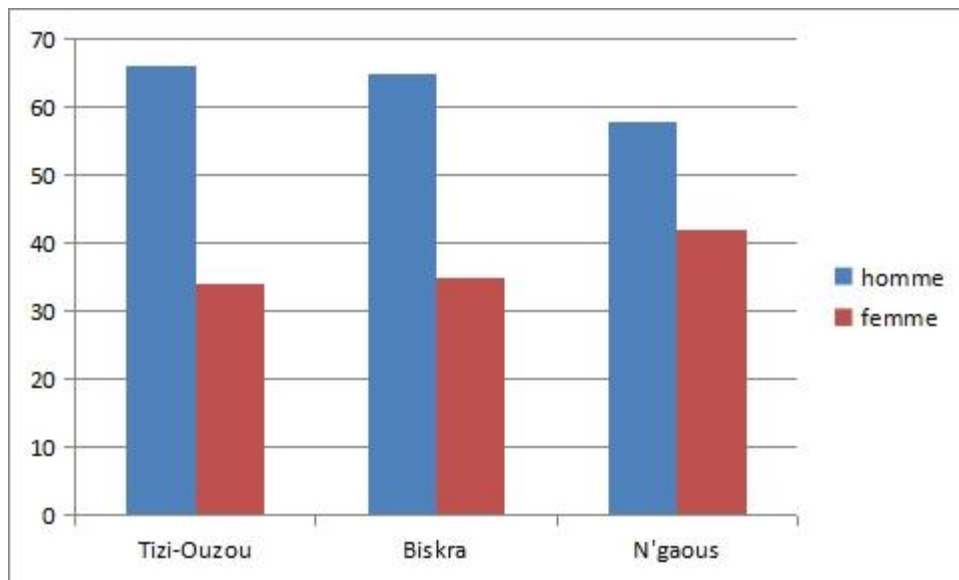


Figure 8: Répartition de la population étudiée selon le sexe

On remarque que le pourcentage des femmes examinées est toujours inférieur au pourcentage des hommes examinés quelque soit le site.

3. Répartition selon le motif de consultation

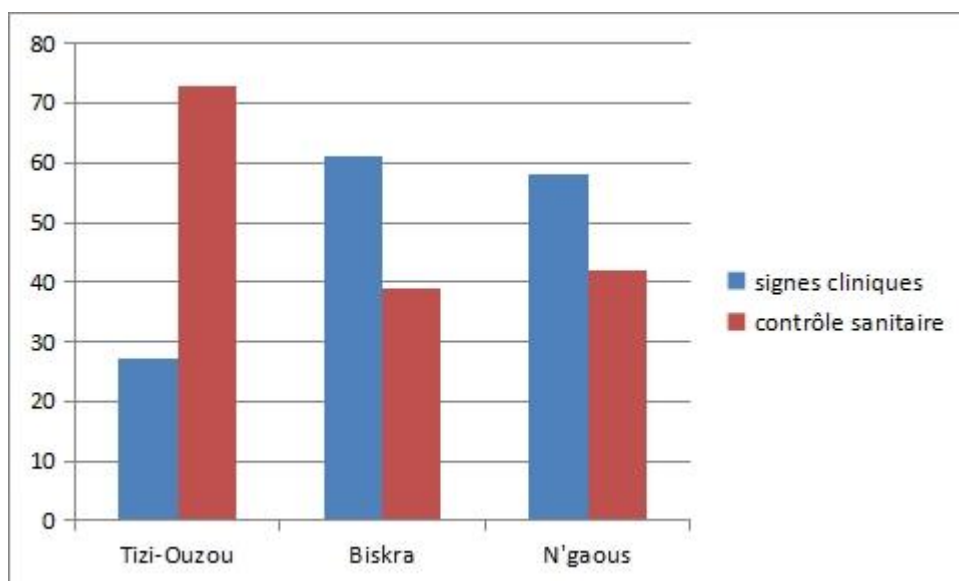


Figure 9: Répartition de la population examinée selon le motif de consultation

On remarque qu'un grand pourcentage de la population de Tizi-Ouzou a consulté dans le but d'un contrôle sanitaire (72%) ; par contre dans la région de Biskra et N'gaous le pourcentage de personnes qui ont des symptômes ou bien hospitalisés ont la plus grande proportion avec des pourcentages de 61% et 58% respectivement.

4. Répartition selon la présence de maladies

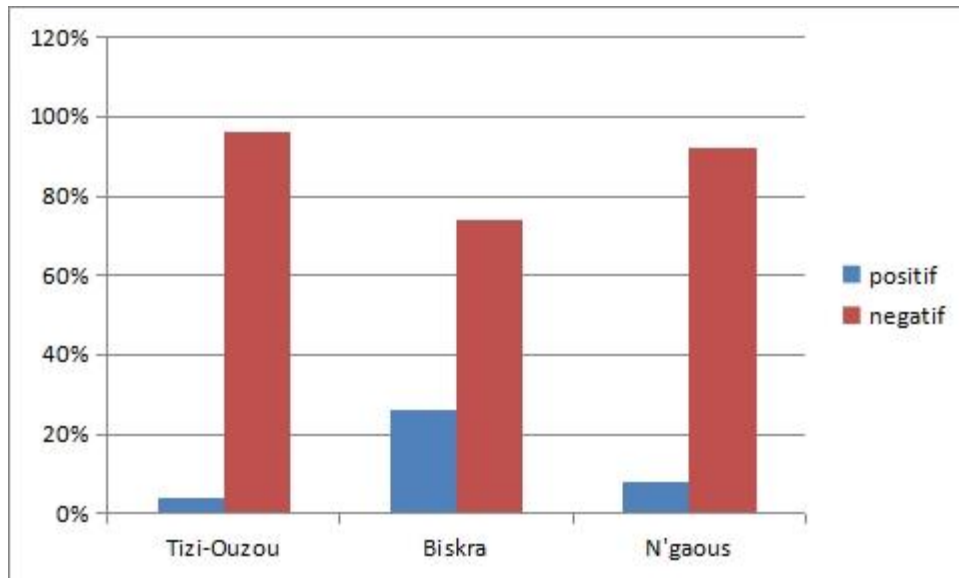


Figure 10: Répartition des cas positifs et négatifs

Les résultats observés montrent la répartition de la population selon la présence ou l'absence d'une maladie associée et ce dans les trois sites concernés. On remarque que la présence des maladies associées, dans la ville de Biskra est plus élevée que celle de N'gaous et encore plus que celle de Tizi-Ouzou avec des pourcentages respectifs de 26%, 9.3% et 3.4%.

5. Répartition des cas positifs selon l'âge

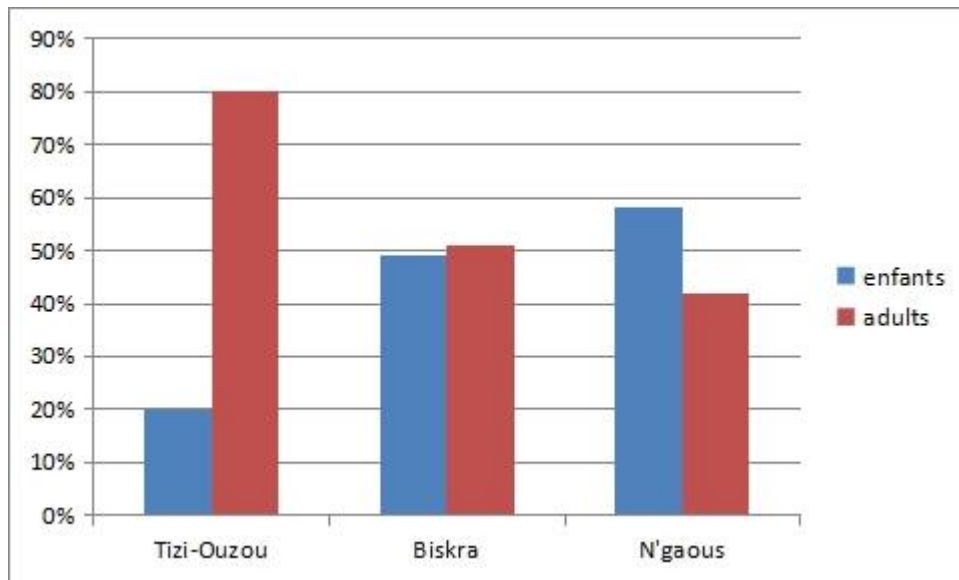


Figure 11: Répartition des patients parasités en fonction de l'âge

Dans la région de Tizi-Ouzou, il est clair que les adultes qui sont les plus parasités avec un pourcentage de 80% alors que les proportions des enfants parasités dans la wilaya de Biskra et Batna sont plus élevées où représentent un pourcentage plus de 40%.

6. Répartition des cas positifs selon le sexe

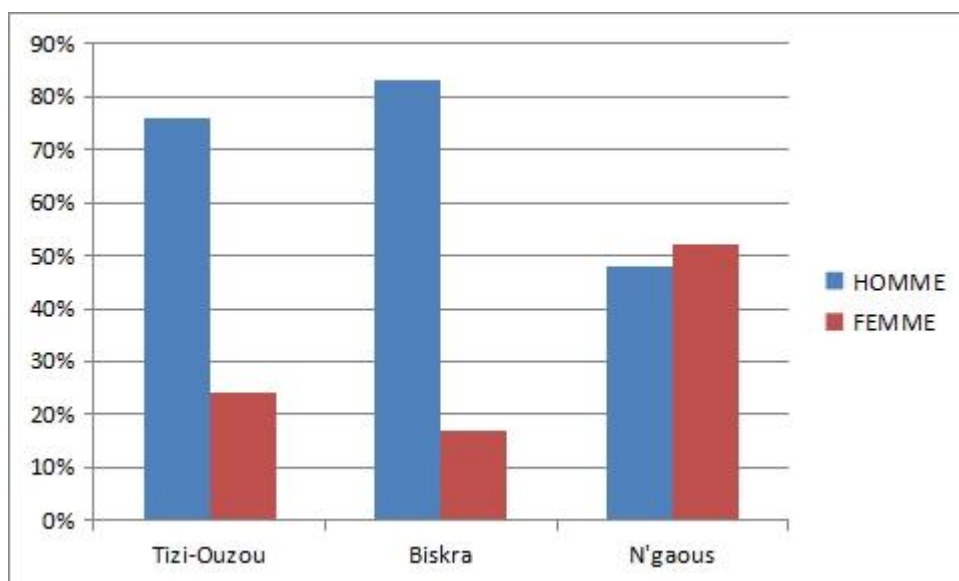


Figure 12: Répartition des patients parasités en fonction du sexe

Les patients de sexe masculin sont visiblement plus parasités que les patients de sexe féminin. En effet, le pourcentage des infections masculines varie entre 60% et 80%, alors qu'il varie entre seulement 24% et 40% pour les infections féminines.

7. Répartition globale selon les classes parasitaires

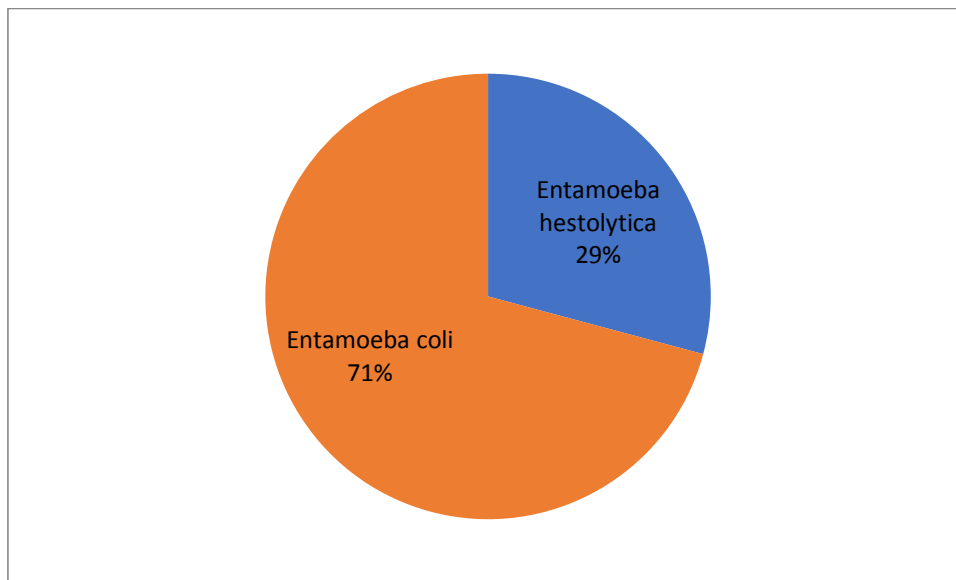


Figure 13: Répartition des parasites isolés selon leurs embranchements

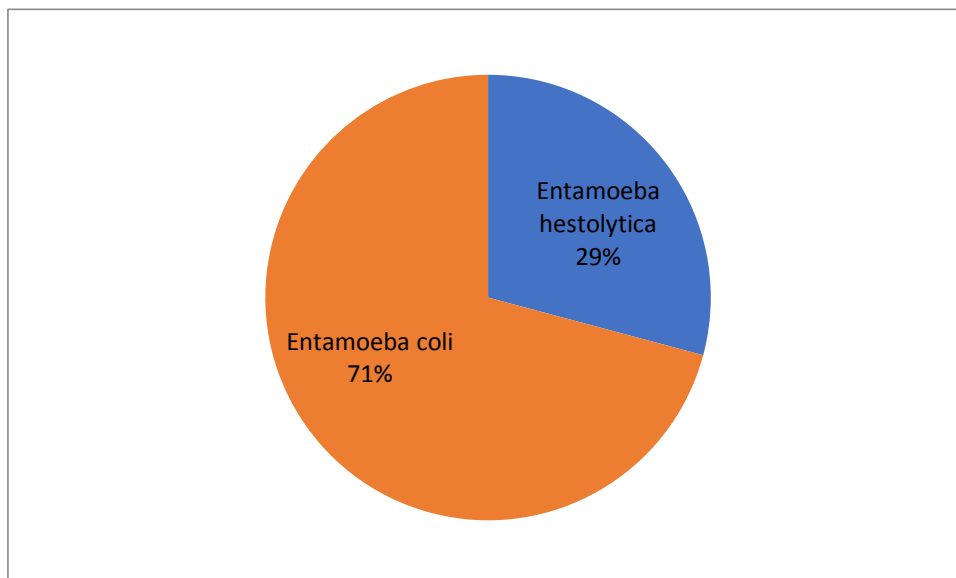


Figure 14: Fréquence des Protozoaires et Helminthes (Biskra) .

On remarque une prédominance de l'infection par les Protozoaires avec un taux plus de 90% contre 10% pour les Helminthes.

8. Fréquence des espèces de Protozoaires et d'Helminthes

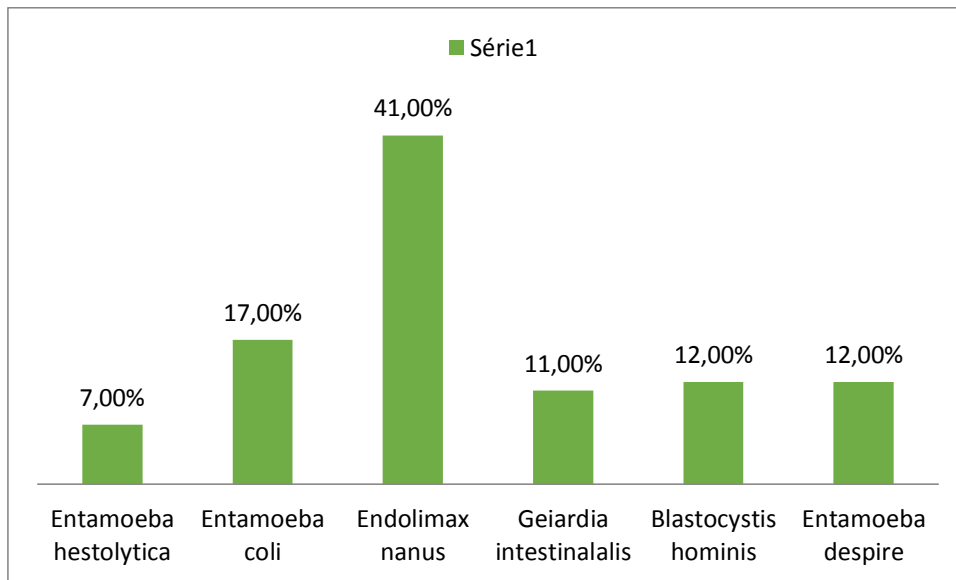


Figure 15: Les espèces parasitaires isolées par le diagnostic parasitologique .

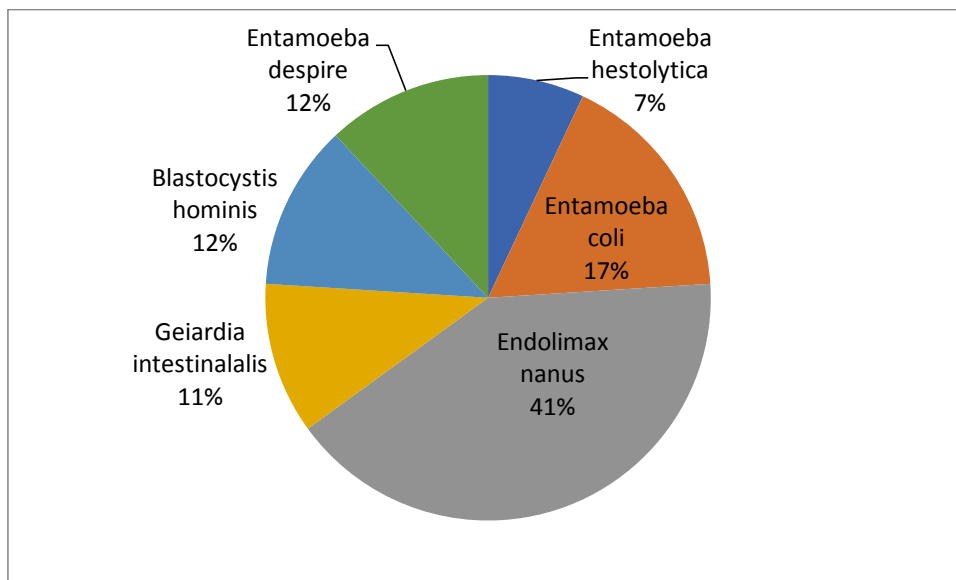


Figure 16:Fréquence des espèces de protozoaires (Biskra) .

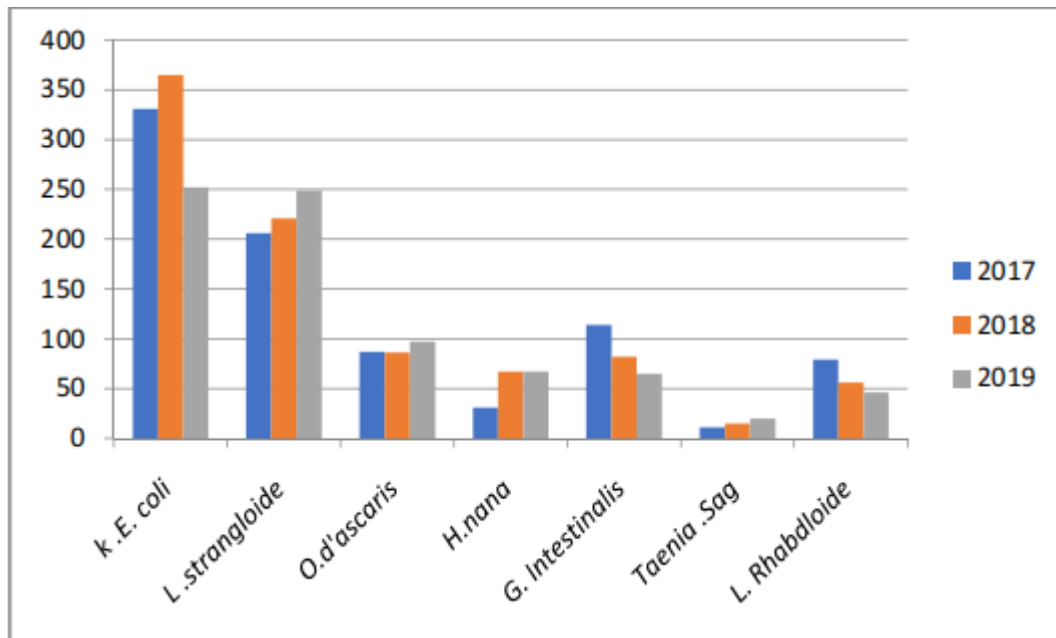


Figure 17:Fréquence des espèces parasitaires. (N'gaous) (Bekhouche, 2020).

On remarque qu'à Tizi-Ouzou et à Biskra le protozoaire endolimax nana est le plus fréquent avec un pourcentage plus de 40%, mais a N'gaous on remarque l'absence de l'espèce endolimax nana. L'espèce de entamoeba coli avec un pourcentage (17%-27%) dans les deux premier étude alors qu'il détient le plus grand pourcentage dans l'étude de N'gaous en remarque aussi l'apparition des œufs des helminthes beaucoup plus dans l'étude de N'gaous .

Discussion Générale

Pour une meilleure compréhension de la répartition des maladies parasitaires, nous avons comparé et discuté les résultats de trois mémoires de fin d'études ayant travaillé sur des zones d'étude différentes. Les trois documents ont porté sur les parasitoses intestinales, le premier a été réalisé à l'Université Mohamed Khider de Biskra par Sherifa Fenidi (Cherifa, s. d.2020) et s'est intéressé à la wilaya de Biskra, le second réalisé à l'Université Mouloud Mammeri de Tizi Ouzou par Danny Faryal et Saeb Mariam (Meriem., 2017), et s'est intéressé à la wilaya de Tizi Ouzou, tandis que le troisième a été réalisé à l'Université Mohamed Khider de Biskra par l'étudiante Doniya Bakhouché (Bekhouché, 2020) et s'est focalisé sur N'gaous à Batna. La comparaison des résultats est effectuée selon plusieurs paramètres, nous allons les discuter un par un.

D'abord, selon le paramètre âge, il est clair que dans la wilaya de Tizi Ouzou et celle de Biskra le groupe le plus exposé à l'infection est le groupe des adultes, alors que dans la région de N'gaous de la wilaya de Batna les enfants sont plus sensibles à l'infection. Cette différence peut être liée à la propreté de l'environnement. L'environnement à N'gaous est plus inapproprié que celui des grandes villes de Tizi Ouzou, et Biskra en raison de la nette différence en termes de développement ; la différence de mentalité dans l'éducation des enfants entre les deux régions a aussi sa contribution vu le niveau intellectuel des citoyens. Par voie de conséquences, les enfants sont plus exposés et sont considérés comme le groupe le plus vulnérable à l'environnement extérieur. En plus, la plupart de ces infections (infections d'enfants à N'gaous) ont été enregistrées dans la période s'étendant de juillet à septembre, lorsque les intoxications alimentaires sont au beau fixe. Ce pendant, à Biskra et à Tizi Ouzou, les infections des enfants étaient moindres que celles des adultes, car cela est dû à la mentalité qui prévaut dans l'éducation des enfants dans la ville, car ils accordent plus d'attention à la propreté des enfants et leur donnent plus de soins que dans les zones d'ombre.

Deuxièmement, en comparant la répartition des maladies par sexe, nous avons remarqué que les cas positifs du sexe masculin sont plus nombreux que celui du sexe féminin, et cette situation est normale et sa cause c'est que la nature de vie des hommes qui est plus active en plus les hommes sont moins respectueux aux conditions d'hygiène, mais l'exception s'est produite dans la région de N'gaous, et l'incidence des femmes était supérieure à celle des hommes, et cette exception reste inconnue. Cela dit, il se pourrait que le pourcentage élevé est dû à la méthode d'échantillonnage.

En ce qui concerne la répartition des infections par rapport au motif de réalisation des examens médicaux, nous avons remarqué qu'il existe un écart important entre l'étude de Tizi Ouzou, dans laquelle la plupart des personnes infectées effectuaient les examens sans instructions médicales seulement, mais il s'agissait simplement d'examens périodiques menés par plus de 70 % des sujets de l'étude, tandis que le pourcentage de personnes ayant effectué des examens périodiques à Biskra et N'gaous, il ne dépasse guère 40%, et cela est dû à l'absence d'une culture des examens périodiques dans de nombreuses régions du pays, ce qui nous oblige à revoir les processus de sensibilisation et à faire prendre conscience de l'importance de cette procédure, qui évite de nombreux problèmes et obstacles auxquels notre système de santé est confronté, car de nombreuses maladies peuvent être détectées dans des stades précoces et traités de la manière appropriée, de la manière la plus efficace et la plus économique à la fois.

Concernant la propagation des maladies, nous avons remarqué que Biskra était en tête des trois régions éconcernées avec un taux d'infection de plus de 20%, alors que le pourcentage était inférieur à N'gaous et à Tizi Ouzou avec des valeurs respectives de 10 et 3,4 %. Cela peut être dû à plusieurs raisons, la plus importante est la qualité de l'eau utilisée pour boire et arroser les cultures agricoles, dont dépend l'agriculture à Biskra. L'irrigation par pivot, qui utilise l'eau recyclée des eaux usées, des barrages et des puits, est considérée comme un moyen très approprié pour la reproduction des parasites, tandis que l'agriculture dans les deux autres régions dépend d'une eau de pluie plus propre et plus sûre. Dans le même contexte, la distribution d'eau potable est un facteur important car l'eau du robinet transporte la forme kystique infestante de parasites à partir de barrages et des sources exploitées pour la distribution de l'eau non traitée. Au même titre, le fait de ne pas séparer les canaux d'égouts des réseaux d'eau est l'une des principales causes de maladies parasitaires et non parasitaires dans le sud de l'Algérie. Enfin, les légumes et fruits crus mal lavés ou irrigués avec de l'eau contaminée est un facteur qui a sa contribution dans la problématique.

Quant à l'incidence des protozoaires, il faut retenir qu'elle est beaucoup plus élevée que celle des helminthes, et cela est fréquent au Maghreb. Par exemple, dans une étude au Maroc, Guamri (1995-2005) a rapporté qu'au Centre Hospitalier de Qantara au Maroc, le pourcentage des protozoaires était de 89.27% contre 10,73 % d'helminthes. Même chose observée à Sfax en Tunisie, par Cheikhrouhou (2009) avec un pourcentage de 96,5% de protozoaires contre seulement 3,4% d'helminthes.

Concernant les espèces parasites, de nombreuses espèces parasites ont été trouvées dans les trois études, et le plus grand pourcentage était *endolimax nanus* et *entamoeba*

histolytica, et ces deux types sont transmis par l'eau contaminée, en particulier les fruits et légumes irrigués.

Enfin, on note que l'espèce parasitaire se transmet sous une forme kystique principalement par l'eau consommée sans traitement préalable, et la majorité de la population consomme de l'eau du robinet, des fruits et légumes mal lavés.

Conclusion

Conclusion

Les parasitoses intestinales constituent l'un des problèmes de santé publique non négligeables. Elles constituent un indicateur du niveau d'hygiène d'une population. Leur épidémiologie est liée au péril fécal, ce qui explique que les pays sous développés et en développement sont les plus concernés.

La synthèse du présent travail révèle que les enfants sont plus infestés que les adultes, tous les deux sexes sont infestés de la même manière, la prévalence la plus élevée a été observée dans les tranches d'âges les plus jeunes vivantes en collectivités et ayant une vie communautaire active, les protozoaires ont été le groupe parasitaire le plus diagnostiqué tandis que les helminthes étaient moins isolés.

Les espèces parasitaires retrouvées sont quasi totalement représentées par les Protozoaires avec 95% : *Enodalimax nanus* plus 50% (l'espèce la plus fréquente) suivie d' *Entamoeba coli* et *entamoeba histolitica* 15%. Les Helminthes représentent 5% .

Pour améliorer provisoirement la situation et espérer une diminution des risques d'infection, nous recommandons :

1) Aux médecins de prescrire des examens parasitologiques des selles même pour les malades ne présentant pas de troubles digestifs apparents. Une telle mesure serait seule, capable de répondre au principe de Godard : « intégrer l'analyse des selles dans un examen clinique autant que la prise du pouls et de la température ou la palpation de l'abdomen ».

2) Des campagnes d'éducation entreprises dans le cadre du système de soins de santé dans les écoles primaires et des campagnes de sensibilisation des citoyens sur les parasitoses intestinales car elles constituent un problème de santé publique extrêmement préoccupant , particulièrement dans les zones urbaines déshéritées du pays.

3) La mise en place de systèmes de collecte, d'enlèvement et de traitement des masses de déchets et d'excréments qui s'accumulent autour des habitations de ces populations négligées, mais il faudra pour cela disposer de données fiables sur les aspects démographiques de l'urbanisation.

Références

Références

1. **Antoine, D., Schwoebel, V., Veen, J., Raviglione, M., & Rieder, H. (1998).** Surveillance de la tuberculose dans la Région Europe de l'OMS, 1995-1996. *Eurosurveillance*, 3(11), 103-107.
2. **Anofle. (2014).** Association Française des Enseignants de Parasitologie et Mycologie Médicale.
3. **Bailenger, J. (1965).** *Coprologie parasitaire et fonctionnelle*.
4. **Bekhouche, D. (2020).** *Les infections intestinales diagnostic et étude statistique à la région de N'gaous*. Biskra: Université Mohamed Khider de Biskra.
5. **Belkadi, S., & Ouelhocine, O. (2019).** *Impact des rejets de la STEP Est de Tizi-Ouzou sur la contamination parasitologique de la ressource hydrique du moyen Sébaou destinée pour l'AEP*.
6. **Belkaid, M., Bahbou, M., & Belazzoug, M. (1982).** *Guide pratique du laboratoire de parasitologie*.
7. **Bouchaud, O., Consigny, P.-H., Cot, M., Le Loup, G., & Odermatt-Biays, S. (2019).** *Médecine des voyages et tropicale : Médecine des migrants*. Elsevier Health Sciences.
8. **Bourée, P., Dahane, N., Resende, P., Bisaro, F., & Ensaf, A. (2012).** Les cestodes et leur diagnostic au laboratoire. *Revue Francophone des Laboratoires*, 2012(440), 67-73.
9. **Brumpt, E. ...L. (1923, avr 1).** Brumpt E., Neneu-Lemaire. M., *langeronm.- Annales de parasitologie humaine et comparée. Masson et C Editeurs, Tome , p 403 et tome 2 avr 1924, p360*.
10. **Buchy, P. (2003).** Les parasitoses digestives dans la région de Mahajanga, côte Ouest de Madagascar. *Bull Soc Pathol Exot*, 96(1), 41-45.
11. **Burke, J. A. (1975).** Giardiasis in childhood. *American Journal of Diseases of Children*, 129(11), 1304-1310.
12. **Centers for Disease Control and Prevention. (2019).** Chronic kidney disease in the United States, 2019. Atlanta, GA: US Department of Health and Human Services, Centers for Disease Control and Prevention.
13. **Charef Fawzia, D. S. (2017).** *Les Techniques De Diagnostic Utilisées en Parasitologie-Mycologie Dans la Région GUELMA*.
14. **Chatterjee, A., Carpentieri, A., Ratner, D. M., Bullitt, E., Costello, C. E., Robbins, P. W., & Samuelson, J. (2010).** Giardia cyst wall protein 1 is a lectin that binds to curled fibrils of the GalNAc homopolymer. *PLoS Pathog*, 6(8), e1001059.
15. **Cherifa, G. (s. d.)2020.** *Parasitoses intestinales chez la population infantile et adulte en milieu hospitalisé*.
16. **Chevalier, B., Martet, G., Nicolas, X., & Klotz, F. (2002).** *Dans les régions tempérées, la place des schistosomoses est celle d'une pathologie d'importation survenant chez le voyageur ou le migrant*.
17. **Cook, G. (1986).** The clinical significance of gastrointestinal helminths—A review. *Transactions of the Royal Society of Tropical Medicine and Hygiene*, 80(5), 675-685.

18. **Desoubeaux, G., & Duong, T. H. (2011).** Parasitoses intestinales cosmopolites. *Actualités pharmaceutiques*, 50(509), 24-29.
19. **Doumenge, J. P., & Doumenge, J.-P. (1987).** *Atlas de la répartition mondiale des schistosomiasis*. CNRS (Centre national de la recherche scientifique), Centre d'études de
20. **Dupouy-Camet, J., Touabet-Azouzi, N., Fréalle, E., Van Cauteren, D., Yera, H., & Moneret-Vautrin, A. (2016).** Incidence de l'anisakidose en France. Enquête rétrospective 2010-2014. *Bull Epidemiol Hebd*, 5, 64-70.
21. **Garcia, L. (2004).** Parasitology, p 9.0. 1-9.10. 8.3. *Clinical microbiology procedures handbook*, 2.
22. **Grassi. (1879).** An experimental study of *Entamoeba muris*. *its morphology affinities and host-parasite relationship* .
23. **Garcia, L. S., Arrowood, M., Kokoskin, E., Paltridge, G. P., Pillai, D. R., Procop, G. W., Ryan, N., Shimizu, R. Y., & Visvesvara, G. (2018).** Practical guidance for clinical microbiology laboratories : Laboratory diagnosis of parasites from the gastrointestinal tract. *Clinical microbiology reviews*, 31(1), e00025-17.
24. **Gentilini, M., Duflo, B., & Danis, M. (1993).** Paludisme : In médecine tropicale. 5ème édition, Paris. *Flammarion Médecine-Sciences*, 91-122.
25. **Georges, P., & Decaudin, M. T. (1970).** *Elements de parasitologie pratique*.
26. **GUENIDI, C. (2020).** *Parasitoses intestinales chez la population* . Biskra: Université Mohamed Khider de Biskra

27. **Guiguen, C. (2012).** Avant-Propos-Coprologie parasitaire. *Revue Francophone des Laboratoires*, 440(2012), 25-26.
28. **Guillaume, V. (2007).** *Fiches de parasitologie*. De Boeck Supérieur.
29. **Guillot, J., Bornert, G., & Broseta-Meyer, S. (1997).** HELMINTHOZOONOSES ET HABITUDES ALIMENTAIRES: PROBLEME DE SANTE PUBLIQUE TOUJOURS D'ACTUALITE. *Médecine et armées*, 25(6), 479-486.
30. **Hashimoto, T., Sánchez, L. B., Shirakura, T., Müller, M., & Hasegawa, M. (1998).** Secondary absence of mitochondria in *Giardia lamblia* and *Trichomonas vaginalis* revealed by valyl-tRNA synthetase phylogeny. *Proceedings of the National Academy of Sciences*, 95(12), 6860-6865.
31. **Hoare, C. A. (1962).** Reservoir hosts and natural foci of human protozoal infections. *Acta tropica*, 19(4), 281-317.
32. **Kaci, R., Khelouat, T., & Kana, N. (2020).** *LES PARASITOSEES INTESTINALES DIAGNOSTIQUES AU CHU NEDIR MOHAMED DE TIZI-OUZOU*.
33. **Lehman¹, L., Nono, L. K., & Bilong, C. B. (2012).** Diagnostic des parasitoses intestinales à l'aide de la microscopie à fluorescence. *Médecine d'Afrique Noire*, 59(7).
34. **Leméteil, D. (2020).** Retour d'expérience pour l'examen parasitologique des selles : Revue des techniques et implications pour l'accréditation. *Revue Francophone des Laboratoires*, 2020(518), 20-31.
35. **Loutan, L. G. F. C. L., & Chappuis, L. (2007).** Parasitoses intestinales et hépatiques : Diagnostic et traitement. *Rev Med Suisse*, 3, 32314.
36. **Manning, G., Reiner, D. S., Lauwaet, T., Dacre, M., Smith, A., Zhai, Y., Svard, S., & Gillin, F. D. (2011).** The minimal kinome of *Giardia lamblia* illuminates early kinase evolution and unique parasite biology. *Genome biology*, 12(7), 1-20.
37. **Mbaye, P., Wade, B., & Klotz, F. (2003).** Ascaris et ascaridiose. *EMC-Maladies Infectieuses*.

38. **Mok, M. T., Tay, E., Sekyere, E., Glenn, W. K., Bagnara, A. S., & Edwards, M. R. (2005).** Giardia intestinalis : Molecular characterization of UDP-N-acetylglucosamine pyrophosphorylase. *Gene*, 357(1), 73-82.
39. **Meriem., D. F. (2017).** Parasitoses intestinales diagnostiquées au niveau du C.H.U de Tizi Ouzou. Tizi-Ouzou: Université Mouloud Mammeri FACULTE DE MEDECINE TIZI-OUZOU.
40. **Moulinier, C. (2003).** Parasitologie et mycologie médicales : Éléments de morphologie et de biologie. Editions Médicales Internationales.
41. **Mouri, K., & Saib, N. (2018).** Etude des protozoaires intestinaux humains dans la région de Tizi-Ouzou.
42. **M, P. G. (1970).** Th Decaudin, Eléments de parasitologie pratique.
43. **Nicolas, X., Chevalier, B., Simon, F., & Klotz, F. (2002).** Traitement des parasitoses intestinales (amibiase et mycoses exclues). *Encycl Méd Chir*.
44. **Oudaïna, W., Tligui, H., Abouelouafa, M., Khadiri, F., & Agoumi, A. (2009).** Giardia intestinalis et retard staturo-pondéral chez l'enfant. *Revue Francophone des Laboratoires*, 2009(412), 27-31.
45. **Radaody, K. (2007).** Techniques coprologique standards en parasitologie. *Biologie clinique*.
46. **Ripert, C., Pajot, F.-X., Vincendeau, P., & Esquerdo Gomez, F. (1996).** *Epidemiologie des maladies parasitaires. Tome 1 : Protozooses.*
47. **Rousset, J.-J. (1993).** Copro-parasitologie pratique : Intérêt et méthodologie : Notions sur les parasites du tube digestif. Editions ESTEM.
48. **Sapero, J. J., & Lawless, D. K. (1953).** The "MIF" stain-preservation technic for the identification of intestinal protozoa. *The American journal of tropical medicine and hygiene*, 2(4), 613-619.
49. **Schantz, P. M. (1996).** Tapeworms (cestodiasis). *Gastroenterology Clinics*, 25(3), 637-653.
50. **Thivierge, K. (2014).** Méthodes de laboratoire en parasitologie intestinale. *Institut national de sante publique*.
51. **Thierry A, H. ., (1994).** Parasitologie et Médecine Tropicale. *Edition VIGOT*.
52. **Valleix, N. (2016).** parasitologie-mycologie. P10.
53. **Verweij, J. J., Schinkel, J., Laeijendecker, D., van Rooyen, M. A., van Lieshout, L., & Polderman, A. M. (2003).** Real-time PCR for the detection of Giardia lamblia. *Molecular and cellular probes*, 17(5), 223-225.
54. **Weisse, M., & Raszka Jr, W. (1996).** Cestode infection in children. *Advances in pediatric infectious diseases*, 12, 109-153.
55. **Yera, H., Poirier, P., & Dupouy-Camet, J. (2015).** Classification et mode de transmission des parasites. *EMC Maladie infectieuse*, 12(3), 1-12.

الملخص

يهدف العمل الحالي بالتهابات الأمعاء التي تكون من أصل طفيلي. الهدف هو معرفة توزيعها وكذلك فهم الأسباب الكامنة وراءها. تحقيقاً لهذه الغاية، تم إجراء دراسة مقارنة بين ثلاث أطروحات نهاية الدراسة. في هذا العمل، تم أخذ عينات من مختبر علم الطفيليات - علم الفطريات بمستشفى تيزي وزو الجامعي، ومستشفى حكيم سعدان، ودور حضانة مختارة (الريان وجمعية العلماء المسلمين) بسكرة ومختبر نجوس للنظافة. وأظهرت نتائج المقارنة أن أكثر أنواع الطفيليات انتشاراً هي بنسبة 50 و 15% على التوالي، وتعود الأسباب إلى نظافة البيئة ومياه الشرب والمياه المستخدمة للري *endolimax nanus* و *entamoeba coli*.
الكلمات المفتاحية: عدوى معوية، طفيلي، تشخيص، انتشار، زراعة البراز، فحص طفيليات البراز

Résumé

Le présent travail s'intéresse aux infections intestinales qui sont d'origine parasitaire. L'objectif est la connaissance de leur répartition ainsi que la compréhension des raisons qui sont derrière. A cet effet, une étude comparative entre trois mémoires de fin d'études a été effectuée. Dans ces travaux, les prélèvements ont été effectués au Laboratoire de Parasitologie - Mycologie du CHU de Tizi- Ouzou, Hôpital Hakim Saadane et crèches sélectionnées (Al Rayan et l'Association des Scientifiques Musulmans) Biskra et le laboratoire d'hygiène de N'gaous. Les résultats de la comparaison ont montré que les parasites les plus répandus étaient *endolimax nanus* et *entamoeba coli*, avec un pourcentage de 50 et 15% respectivement, et les raisons remontent à la propreté de l'environnement, de l'eau potable et de l'eau utilisée pour l'irrigation.

Mots clés : Infection intestinale, parasite, diagnostic, prévalence, coproculture, examen parasitologie des selles.

Abstract

A study to compare the distribution of parasitic diseases in the three regions of Tizi-Ouzou, Biskra and N'gaous, between November 2017 and 2020, which was carried out on 4261 people. These samples were taken at the Laboratory of Parasitology - Mycology of the Tizi- Ouzou CHU, Hakim Saadane Hospital and selected nurseries (Al Rayyan and the Association of Muslim Scientists) Biskra and the Nagos hygiene laboratory.

The information was collected from the three dissertations, the end of studies thesis of Dounya BEKHOUCHE (2020) at the University of Biskra, the end of studies thesis of Cherifa GUENIDI (2020) at the University of Biskra and the end of studies note of Mrs. DANI Feriel and Mrs. SAIB Meriem.

The most common parasites were *endolimax nanus* and *entamoeba coli*. With a percentage of 50% and 15% respectively. As for the reasons, it always goes back to the cleanliness of the environment, the drinking water and the water used for irrigation

Key words: intestinal infection, parasite, diagnosis, prevalence, stool culture, stool parasitology examination.