

MINISTÈRE DE L'ENSEIGNEMENT SUPÉRIEUR ET DE LA RECHERCHE SCIENTIFIQUE
UNIVERSITÉ AKLI MOHAND OULHADJ – BOUIRA
FACULTÉ DES SCIENCES DE LA NATURE ET DE LA VIE ET DES SCIENCES DE LA TERRE
DÉPARTEMENT DE BIOLOGIE



Réf :/UAMOB/F.SNV.ST/DEP.BIO/2018

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

Domaine : SNV Filière : Sciences Biologiques

Spécialité : Microbiologie appliquée

Présenté par :

LAZRAG Djamilia & DJELALI Hayat

Thème:

Etude les parasitoses intestinales chez le personnel de cuisine diagnostiquées au sein du laboratoire d'hygiène du EPH de Bouira.

Soutenu le : 06/07/2019

Devant le jury composé de :

Nom et Prénom	Grade	Etablissement
President Mr NOURLA	M.A.A	SNVST BOUIRA
Examinatrice Mme CHEKROUNE.M	M.C.B	SNVST BOUIRA
Promotrice Mme IAZOURANE.G	M.C.B	SNVST BOUIRA

Année Universitaire : 2018/2019

Remerciement

Au premier lieu nous devons remercier DIEU le tout puissant qui nous a donné la force, le courage et la volonté pour ce travail.

Nous tenons donc à remercier :

Notre promotrice M^{me} IAIZZOURANE G d'avoir accepté de nous encadré, orienter et pour nous avoir permis de bénéficier de vos conseil, et la confiance que vous nous avez accordés en réalisant ce travail

Toute respectueuse gratitude et nos profonds respects à M^r NOURI A d'avoir notre jury

Nous adressons aussi nos vifs remerciements à M^{me} CHEKROUNE M

Pour l'honneur qu'elles nous ont fait en acceptant d'examiner notre travail.

Notre remerciement va également à l'encontre de toute personne qui a participé de près ou de loi, directement ou indirectement à la réalisation de ce travail.

Table des matières

Liste des tableaux

Liste des figures

Liste des abréviations

IntroductionErreur ! Signet non défini.

Synthèse bibliographique

Chapitre I: généralité sur les parasitoses intestinales.

1. Définition0**Erreur ! Signet non défini.**

2. Classification des parasites intestinaux humains0**Erreur ! Signet non défini.**

2.1. Les protozoaires0**Erreur ! Signet non défini.**

2.1.1. Les rhizopodes:.....0**Erreur ! Signet non défini.**

2.1.2. Les sporozoaires:0**Erreur ! Signet non défini.**

2.1.3. Les ciliés:0**Erreur ! Signet non défini.**

2.1.4. Les flagellés: Ils se déplacent à l'aide de flagelles (GOLVAN, 1974).
.....0**Erreur ! Signet non défini.**

2.2. Les helminthes intestinaux0**Erreur ! Signet non défini.**

3. Morphologies05

4. Mode de contamination10

5. Répartition géographique..... 11

1. les parasitoses cosmopolites..... 11

2. Les parasitoses tropicales et intertropicales 11

6. Physiopathologie..... 11

6.2. Action mécanique:..... 11

6.3. Action toxique: 11

6.4. Action immunodépressive..... 11

7. Les principales manifestations cliniques des parasitoses intestinales**Erreur ! Signet non défini.**

7.2. Les troubles digestifs.....**Erreur ! Signet non défini.**

7.3. Les manifestations cutanées**Erreur ! Signet non défini.**

7.4. La fièvre**Erreur ! Signet non défini.**

8. Les principales complications des parasitoses intestinales **Erreur ! Signet non défini.**

9. Cycle évolutif.....	Erreur ! Signet non défini.
9.1. Cycle évolutif d' <i>Entamoeba histolytica</i>	Erreur ! Signet non défini.
9.2. Cycle évolutif de <i>Giardia intestinalis</i>	Erreur ! Signet non défini.
9.3. <i>Ascaris lumbricoïdes</i>	Erreur ! Signet non défini.
9.4. <i>Tænia saginata</i>	17

Chapitre II : Diagnostic et des parasitoses intestinales.

1. Diagnostic	19
2. Examen parasitologique des selles.....	19
2.1. Examen macroscopique.....	19
2.2. Examen microscopique	19
2.2.1. Examen direct à l'état frais	19
2.2.2. Méthodes complémentaires	19
3. Traitement.....	21
3.1. Anti protozoaires intestinaux	21
3.2. Antihelminthiques intestinaux.....	22
3.3. Traitement chirurgical	23
3.4. Phytothérapie.....	23
4. Prophylaxie	23
4.1. Prophylaxie individuelle	23
4.1. Prophylaxie collectives	24

Chapitre III: Partie pratique.

1. Matériel et méthode	25
1.1. Objectif de l'étude	25
1.2. La région d'étude	25
1.4. Condition du prélèvement:	26
1.4.1. Préparation de la population d'étude	26
1.4.2. Prélèvement	26
1.5. Transport des prélèvements.....	27
1.6. Définition des cas	27
1.7. Diagnostic parasitologie des selles.....	28
1.7.1. Matériel et réactifs du laboratoire.....	28
1.7. 2. Examen parasitologiquedes selles	29

Chapitre IV: Résultats

Table des matières

1. Résultats de la Caractérisation de la population	37
2. Examen macroscopique	39
3. Examen microscopique	39
3.1. Résultats globaux de l'examen microscopique	39
3.2. L'indice parasitaire.....	41
3.2.1. L'indice parasitaire simple	41
3.2.2. Étude des indice parasitaire corrigé.....	42
3.2.3. Indice parasitaires spécifiques IPSp	42
3.2.4. Répartition des espèces parasitaires isolées par l'EPS	42
3.2.5. L'indice du polyparasitisme (I.P.P).....	44
Discussions	47
Conclusion	50
Bibliographie	52
Annexes	

Liste des figures

Liste des figures

Figure 01: Classification zoologique des parasites intestinaux.....	04
Figure 02: Forme Végétative d' <i>E.h.h</i> Obj×100.....	08
Figure 03: Forme Végétatives d' <i>E.h. minuta</i> . Obj×100.....	08
Figure 04: Forme Végétative d' <i>E. coli</i> . Obj×100.....	08
Figure 05: Kyste d' <i>E. coli</i> . Obj×100.....	08
Figure 06: Forme Végétative de <i>Giardia intestinalis</i> . Obj×100.....	09
Figure 07: Kyste de <i>Giardia intestinalis</i> . Obj×100.....	09
Figure 08: Forme végétative de <i>Trichomona intestinalis</i> Obj×100.....	09
Figure 09: Oocystede <i>Cryptosporidium SP</i> . Obj×100.....	09
Figure 10: Oocyste d' <i>Isospora belli</i> . Obj×100.....	09
Figure 11: Spore d' <i>Encephalotozoon intestinalis</i> .Obj×100.....	09
Figure 12: Forme vacuolaire de <i>Blastocystis hominis</i> . Obj×100	09
Figure 13: Forme granulaire de <i>Blastocystis hominis</i> . Obj×100.....	09
Figure 14: Forme amiboïdede <i>Blastocystis hominis</i> . Obj×100.....	09
Figure 15: Forme Kystique de <i>Blastocystis hominis</i> . Obj×100.....	09
Figure 16: Œuf d' <i>Ascaris lumbricoïdes</i> .Obj×60.	09
Figure 17: Adultes d' <i>Ascaris lumbricoïdes</i> (male et femelle).....	09
Figure 18: Œuf de <i>Tænia sp</i> . Obj×60.	10
Figure 19: Adulte de <i>Tænia saginata</i>	10
Figure 20: Adulte de <i>Tænia solium</i>	10
Figure 21: Œuf de <i>Schistosoma mansoni</i> Obj×10.....	10
Figure 22: adulte de <i>Schistosoma mansoni</i> (male et femelle).....	10
Figure 23: kyste d' <i>Entamoeba histolytica</i> . Obj x 100	10
Figure 24: Principales localisations des parasites dans l'organisme.....	12
Figure 25: Cycle évolutif d' <i>Entamoeba hitolytica</i>	15
Figure 26: cycle évolutif de <i>giardia intestinalis</i>	16
Figure 27: cycle évolutif d' <i>Ascaris lumbricoïdes</i>	17
Figure 28: cycle évolutif de <i>tænia saginata</i>	18
Figure 29: Schéma de la méthode de Baerman	20
Figures 30: la région d'étude Bouira.....	25
Figure 31: Récipient pour le recueil des selles.....	27
Figure 32: diagramme de différentes étapes de transport de Prélèvement.....	27

Liste des figures

Figure 33: Matériels utilisés.....	28
Figure 34: Réactifs utilisés.....	29
Figure 35: Examen direct.....	30
Figure 36: Lecture des lames en zig zag.....	31
Figure 37: Résultat de la technique de Ritchie.....	32
Figure 38: Technique de Ritchie.....	33
Figure 39: technique de Willis.....	35
Figure 40: technique de Ziehl-Neelson modifiée.....	36
Figure 41: répartition de population selon les sites de travaille.....	37
Figure 42: La répartition de la population selon le sexe.....	38
Figure 43: le nombre total des sujets examinés et des sujets parasités.....	41
Figure 44: indice parasitaire chez la population.....	41
Figure 45: l'indice parasitaire simple selon le sexe.....	42
Figure 46: protozoaire chez la population.....	43
Figure 47: indice parasitaire spécifique.....	44
Figure 48: (1) <i>Giardia intestinalis</i> , (2) <i>entameoba coli</i> identifiés par l'examen direct.....	44
Figure 49: L'indice parasitaire corrigé (IPP +IPS).....	45
Figure 50: pourcentage de sujets parasités et non parasités.....	45

Liste des tableaux

Tableau 01: La morphologie des principaux protozoaires intestinaux.....	05
Tableau 02: La morphologie des principaux helminthes intestinaux.....	07
Tableau 03: Les différentes formes des parasites intestinaux.....	08
Tableau 04: complications possibles au cours des parasitoses intestinales.....	13
Tableau 05: Principales molécules antiamibiens tissulaires.....	21
Tableau 06: Principales molécules antihelminthiques.....	22
Tableau 07: les substances d'origine végétale antiparasitaires.....	23
Tableau 08: présentation de population étudiée.....	26
Tableau 09: La répartition de la population selon les sites de travail et le sexe.....	38
Tableau 10: L'ensemble des résultats macroscopiques.....	39
Tableau 11: résultats globaux des analyses parasitologie de nos échantillons analysés.....	39
Tableau 12: Les protozoaires chez la population.....	43
Tableau 13: Indice de polyparasitisme.....	49
Tableau 14: répartition de population selon IPP et IMP.....	45
Tableau 15: les associations parasitaires.....	46

Liste des abréviations

Liste des abréviations

Cp : Comprime.

E.h. h : *entamoeba histolytica histolytica*.

E. coli : *entamoeba coli*.

E.h : *entamoeba histolytica*.

EPS : examen parasitologique des selles.

ESP : Etablissement de santé publique.

G : Grossissement.

IMP : indice de mono parasitisme.

IMP : indice de monoparasitisme.

IPP : indice de poly parasitisme.

IPS : indice parasitaire simple.

IPSp : indice parasitaire spécifique.

Introduction

Les parasites intestinaux existent dans tous les pays du monde avec une prédominance dans les zones tropicales (ADJETEY T. A et al. 1997). L'OMS estime à trois milliards de nombre de personnes porteuses des vers intestinaux (L'OMS, 1998).

Or parmi les nombreux problèmes de santé qui se posent à l'échelle mondiale, les maladies du péril fécal en général et plus particulièrement les parasitoses intestinales occupent une grande place.

Les parasitoses intestinales regroupent un ensemble large d'infections relativement fréquentes. Certaines sont plus volontiers rencontrées en zones intertropicales, mais bon nombre demeurent cosmopolites (ADJETEY T et al., 1997).

Même si la symptomatologie reste souvent peu bruyante, le parasitisme intestinal constitue un problème de santé publique parce qu'il favorise la malabsorption, les diarrhées, et le ralentissement de la croissance (DUFLO et al., 1993).

Les parasitoses intestinales n'étant pas soumises à une déclaration obligatoire (sauf pour l'amébose). Cependant, L'OMS (2001) estime que 3,5 milliards de personnes sont infectées par les parasites intestinaux et 350 millions présentent une parasitose (HUSSEIN, 2011).

Entamoeba histolytica infecte 500 millions de personnes par année, cause une amébose chez 50 millions de cas et provoque la mort de 100 000 personnes annuellement à cause des complications extradigestives telles que les abcès hépatiques ou cérébraux. Concernant la giardiose, environ 20 000 personnes la contractent par année (DUFLO, 1993).

Les conditions climatiques, le défaut d'hygiène, l'éducation sanitaire insuffisante et l'usage des engrais humains contribuent grandement à l'extension des parasitoses digestives, en augmentant la transmission et en perpétuant les cycles parasitaires (BOUCHAUD, 1999).

La gravité des parasitoses intestinales tient aux conséquences sur le plan économique, le bien être social et sanitaire de la population.

Le diagnostic parasitologique n'est pas toujours simple, la mise en évidence du parasite dans les selles sous différentes formes: œuf, larves, kyste et adulte fait appel à une variété de techniques spécifiques et nécessite parfois plusieurs échantillons (MOUGEOTES, 2001).

Le but de notre étude, qui est réalisée au laboratoire de parasitologie ESP du Bouira durant un mois est d'étudier le profil épidémiologique du parasitisme intestinal humain en donnant un aperçu bibliographique sur des espèces parasitaires digestives les plus fréquemment retrouvées. La prévalence des parasites intestinaux chez les personnes travaillant au niveau des restaurants et la confirmation du diagnostic parasitologique après usage des techniques complémentaires à l'examen direct.

Introduction

Ce travail est exposé en deux parties : la première consacrée à une étude bibliographique des principales espèces des Protozoaires et Helminthes siégeant au niveau de tube digestif humain ainsi que leur diagnostic, la deuxième s'agit de la partie expérimentale au niveau de laquelle toutes les différentes techniques biologiques utilisées au laboratoire d'hygiène sont détaillées ainsi qu'aux résultats obtenus avec leur interprétation.

Chapitre I: Généralité sur les parasitoses intestinales

1. Définition

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

2. Classification des parasites intestinaux humains

On distingue deux grands groupes de parasites intestinaux d'après **ANN OFEL 1982**:

2.1. Les protozoaires

Ce sont des êtres unicellulaires dépourvus de chlorophylle. Ils se multiplient par mitose ou par reproduction sexuée. Dans sont doués de mouvements pendant une partie plus ou moins grande de leur existence. En fonction de l'appareil locomoteur, on distingue quatre classes:

2.1.1. Les rhizopodes: ils se déplacent à l'aide de pseudopodes.

2.1.2. Les sporozoaires: ils sont dépourvus d'appareil locomoteur différencié.

2.1.3. Les ciliés: ils se déplacent à l'aide de cils vibratiles. Seul *Balantidium coli* possède un intérêt médical.

2.1.4. Les flagellés: Ils se déplacent à l'aide de flagelles (**GOLVAN, 1974**).

2.2. Les helminthes intestinaux

On distingue:

- Les némathelminthes ou vers ronds ou nématodes : Ce sont pour la plupart des vers ovipares à sexes séparés.
- Les plathelminthes ou vers plats subdivisés en cestodes et en trématodes.
(**BRUMPT., BRUMPT, 1967**)

Les cestodes: ce sont des vers généralement hermaphrodites, dépourvus de tube digestif et ayant un corps segmenté.

Les trématodes : ils sont pourvus d'un tube digestif incomplet et d'un corps non segmenté. On distingue les douves (hermaphrodites) et les schistosomes (à sexes séparés) (**WERY, 1995**).

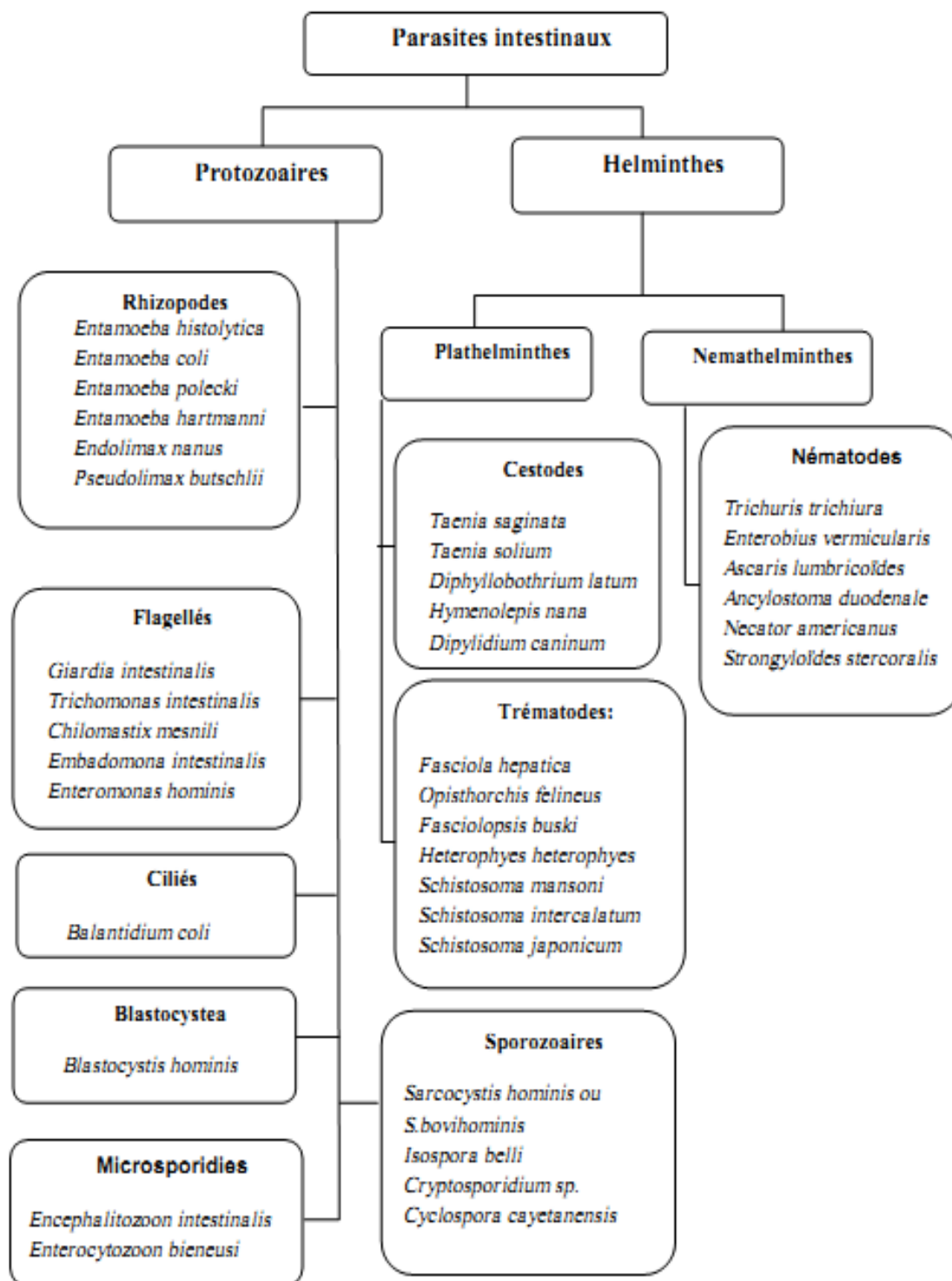


Figure 01: Classification zoologique des parasites intestinaux (BOUREE, 2001).

3. Morphologies

Protozoaires: se représentent sous une forme végétative (trophozoïte), la forme sous laquelle ils se trouvent lorsqu'ils se nourrissent, grossissent et se divisent, et une forme kystique de résistance quand les conditions ne sont plus remplies.

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

Les caractéristiques morphologiques des parasites intestinaux sont élucidées dans les tableaux 01 et 02.

Tableau 01: La morphologie des principaux protozoaires intestinaux.

Espèce	Forme	Caractères morphologiques	
Rhizopodes			
<i>Entamoeba histolytica</i>	Forme végétative	<i>E .h. histolytica</i>	<i>E .h. minuta</i>
		C'est la forme hématophage, mesure 20 à 40µm de diamètre. le cytoplasme est finement granuleux, mais on peut différencier entre l'ectoplasme et l'endoplasme. Il contient des hématies plus ou moins digérées, le noyau est excentrique avec une chromatine périphérique fine régulièrement répartie avec un caryosome central. (Figure 2) (GUILLAUME, 2007).	C'est la forme non pathogène, mesure 6 à 20µm de diamètre. Son noyau est identique à celui d'E. h. histolytica alors que le cytoplasme ne contient pas des hématies et on toujours on peut différencier entre l'ectoplasme et l'endoplasme (Figure3) (GUILLAUME, 2007).
	kyste	Le kyste représente la forme infestante pour l'homme, il mesure 12 à 14µm de diamètre. Il se présente sous une forme généralement arrondie avec une paroi épaisse et réfringente. Le kyste mur possède quatre noyaux morphologiquement identiques aux noyaux de la forme végétative, et des cristalloïdes en forme de saucisse (Figure 23)	

		(MOULINIER, 2003 et GUILLAUME, 2007).
<i>Entamoeba coli</i>	Forme végétative	Elle se déplace par des pseudopodes non rectilignes; mesure 20 à 30µm de diamètre. Le cytoplasme est granuleux contenant de grosses vacuoles alors qu'on ne peut pas différencier entre l'ectoplasme et l'endoplasme. Le noyau est visible, il est tapissé en ses extrémités d'une couche de chromatine périphérique fine et irrégulière avec un caryosome excentré (Figure 4) (MOULINIERC, 2003 et GUILLAUME, 2007).
	Forme kystique	C'est un kyste rond ou allongé réfringent mesure 18 à 20µm de diamètre, c'est le plus gros kyste d'amibes. Il contient une vacuole centrale et 1 à 8 noyaux à maturité, il ne se caractérise pas ces cristalloïdes en forme d'aiguille (Figure 5) (GUILLAUME, 2007).
Flagellés intestinaux		
<i>Giardia intestinalis</i>	Forme végétative	Le trophozoïte est très mobile avec une forme qui ressemble à un cerf volant. Il mesure 10 à 20µm sur 6 à 10µm et possède quatre paires de flagelles, deux corps parabasaux, un axostyle qui partage le corps en deux parties symétriques et deux noyaux volumineux (Figure 6) (MAGNE et SAVEL, 1669).
	kyste	Le kyste mesure 12 à 15µm sur 7 à 10µm, sous une forme ovoïde entourée d'une coque lisse, réfringente, à double paroi et peu épaisse. Il contient des restes de flagelles sous forme d'une cloison longitudinale en S, ainsi que des corps parabasaux (Figure 7) (MAGNE et SAVEL, 1669).


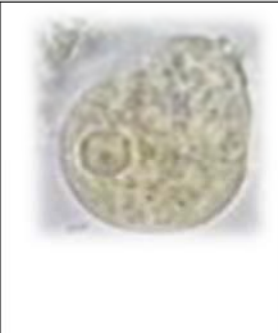
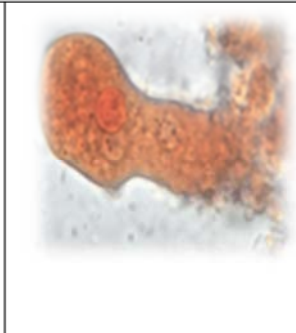

<i>Trichomonas Intestinalis</i>	Forme végétative	Est une forme aplatie en amandement 6 à 12µm. Elle possède un seul noyau, quatre flagelles antérieurs et un postérieur accolé au corps formant une membrane ondulante (Figure 8) (MAGNE et SVEL, 1996).
	Forme kystique	Pas de kyste.

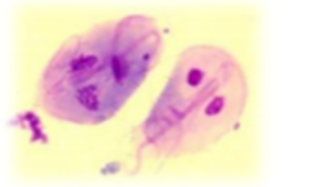


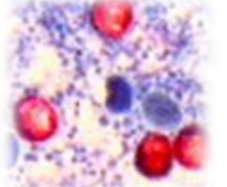
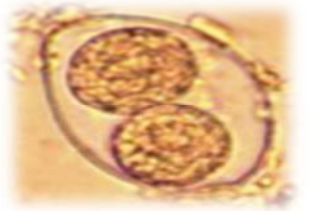
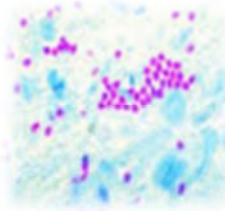
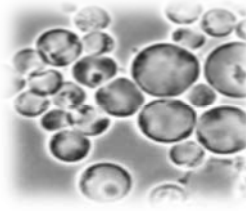
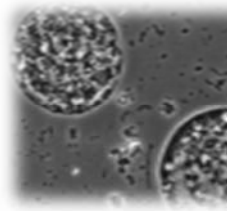
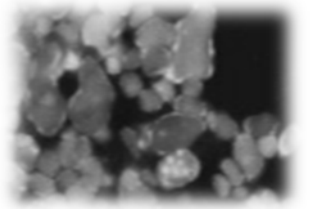

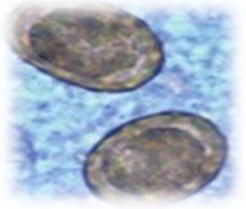

Tableau 02: La morphologie des principaux helminthes intestinaux.

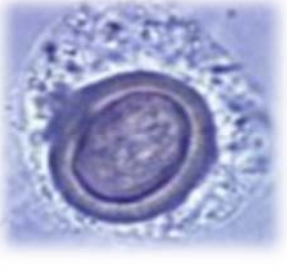

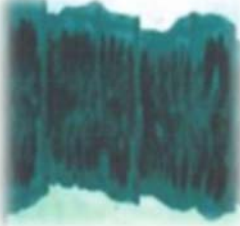

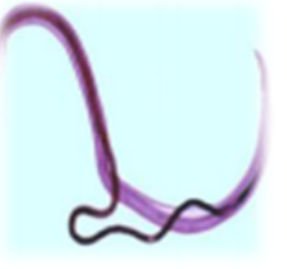

Espèce	forme	Caractères morphologiques
Nématodes		
<i>Ascaris lumbricoides</i>	Œuf	L'œuf est ellipsoïde de couleur jaune brune mesure 50 à 75 µm sur 40 à 60 µm, il comporte deux enveloppes très épaisses: une externe avec un aspect mamelonné, et l'autre interne claire, épaisse et lisse, entourant une masse embryonnaire centrale granuleuse de couleur jaunâtre (Figure 16) (GUILLAUME, 2007 ; MBAYE et KLOTZ, 2003).
	Adultes	Vers ronds de couleur blanc rosé, dans les deux sexes la bouche a trois lèvres. La femelle mesure de 20 à 25 cm de long sur 3 à 6 mm de diamètre. L'extrémité caudale est droite et pointue (Figure 17) (MBAYE et KLOTZ, 2003).
Cestodes		
<i>Tænia saginata</i>	Œuf	L'œuf mesure 50µm de diamètre, il possède deux coques dont la membrane vitelline l'externe est fragile, épaisse et translucide contenant des granules réfringentes, et l'interne est brune sombre, radiée et résistante, délimitant un embryophore contenant un embryon hexacanthé (Figure 18) (DOMINIQUE, 2007).

	Adulte	Un ver blanc grisâtre mesurant 8 à 12 m de long, son scolex est inerme avec quatre ventouses elliptiques. Le cou est allongé et est moins large que la tête. Le strobile est formé de 1000 à 2000 anneaux qui sont plus larges que longs au début alors que les anneaux mûrs de la partie terminale sont plus longs que larges avec des ramifications utérines nombreuses ; possédant des pores génitaux dont la répartition est irrégulièrement alternés (Figure 19) (PASCAL; BRUNO et ISBELLE, 2014).
<i>Tenia solium</i>	Œuf	A la même morphologie que celui de <i>Tænia saginata</i> (Figure 18) (ANOFEL, 2010)
	Adulte	Le vers mesure 8 m; il est muni d'un scolex globuleux, de 1 mm de diamètre environ, avec quatre ventouses arrondies saillantes et un rostre armé de deux couronnes de crochets. Le cou est court et grêle. Avec un strobile qui est constitué de 800 à 1 000 anneaux. Les pores génitaux sont régulièrement alternés alors que l'utérus est composé de sept à dix branches permettant la différenciation avec le <i>Tænia saginata</i> (Figure 20) (DELPY, 2015).

Tableau 03: Les différentes formes des parasites intestinaux (**ANOFEL, 2014 et GUILLAUME, 2007**).

			
Figure 2: Forme Végétative d' <i>E.h.h</i> Obj×100.	Figure 3: Forme Végétatives d' <i>E.h.</i> <i>minuta</i> . Obj×100.	Figure 4: Forme Végétative d' <i>E. coli.</i> Obj×100.	Figure 5: Kyste d' <i>E. coli.</i> Obj×100.

			
Figure 6: Forme Végétative de <i>Giardia intestinalis</i> . Obj×100.	Figure 7: Kyste de <i>Giardia intestinalis</i> . Obj×100.	Figure 8: Forme végétative de <i>Trichomona intestinalis</i> Obj×100.	Figure 9: Oocystede <i>Cryptosporidium SP.</i> Obj×100.
			
Figure 10: Oocyste D' <i>Isospora belli</i> . Obj×100.	Figure 11: Spore d' <i>Encephalitozoon intestinalis</i> . Obj×100.	Figure 12: Forme vacuolaire de <i>Blastocystis hominis</i> . Obj×100.	Figure 13: Forme granulaire de <i>Blastocystis hominis</i> . Obj×100.
			
Figure 14: Forme amiboïdede <i>Blastocystis hominis</i> . Obj×100.	Figure 15: Forme Kystique de <i>Blastocystis hominis</i> . Obj×100.	Figure 16: Œuf d' <i>Ascaris lumbricoïdes</i> . Obj×60.	Figure 17: Adultes d' <i>Ascaris lumbricoïdes</i> (male et femelle).

			
Figure 18: Œuf de <i>Teania sp.</i> Obj×60.	Figure 19: Adulte de <i>Taenia saginata.</i>	Figure 20: Adulte de <i>Taenia solium.</i>	Figure 21: Œuf de <i>Schistosoma mansoni</i> Obj×10.
			
Figure 22: adulte de <i>Schistosoma mansoni</i> (male et femelle).	Figure 23: kyste d' <i>Entamoeba histolytica.</i> Obj x 100.		

4. Mode de contamination

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

➤ Pénétration par voie buccale

La contamination se fait par ingestion d'éléments infestants contenus dans l'eau ou les aliments souillés à la faveur d'une faute d'hygiène.

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

➤ Pénétration par voie transcutanée

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

5. Répartition géographique

1. Les parasitoses cosmopolites

Elles peuvent s'observer sur toute la surface du globe. Cependant, elles sont plus fréquentes en zones tropicales et intertropicales qu'en zones tempérées. **Exemples:** amibiase, giardiase, trichomonase, ascariidose, trichocéphalose, téniasis. (**BOUREE, 1983**).

2. Les parasitoses tropicales et intertropicales

Ce sont des parasitoses qui sévissent à l'état endémique exclusivement dans les régions chaudes et humides du globe.

Exemples: nécatorose, anguillulose, bilharziose. (**GENTILINI; DANIS ; BRÜCKER et DUFLO, 1983**).

6. Physiopathologie

La pathogénicité des parasites dépend de la diversité de ces derniers, de leurs localisations, leurs migrations, leurs métabolismes, et aux différents stades de leur développement.

6.1. Action spoliatrice: Soit la spoliation glucidique; c'est le cas des *Ascaris* lorsque la charge parasitaire est massive. Soit la spoliation sanguine par des vers hématophages (ankylostomes, trichocéphales) (**RIPERT ; NEVES; APIROU et TRIBOULE, 1996**).

6.2. Action mécanique:

- **Traumatique:** occlusion qui concernent surtout les vers, comme les *Ascaris* (**DURAND, BRENIER et al., 2004**).
- **Invasive:** l'ulcération de la paroi intestinale par les trophozoïtes d'*Entamoeba histolytica* et de *Balantidium coli* (**LEBER et NOVAK WEEKLEY, 2011**).
- **Irritative:** elle peut être réflexe (spasmes intestinaux ou toux lors de l'agression de la muqueuse pulmonaire) ou immuno-pathologique (formation de granulomes inflammatoires et de scléro-fibrose autour des parasites, allergie) (**VICTOR et KANOBANA, 2012**).

6.3. Action toxique: L'action toxique due à l'émission, excrétion, sécrétion de toxines histolytiques, nhémolytiques et même nécrotiques (**BOURGEADE et al., 1992**).

6.4. Action immunodépressive: Les parasites diminuent l'efficacité du système immunitaire en empêchant la sécrétion de l'immunoglobuline (IgA), ainsi l'organisme

se retrouve prédisposé à faire des infections bactériennes et /ou virales (**VICTOR et KANOBANA, 2012**).

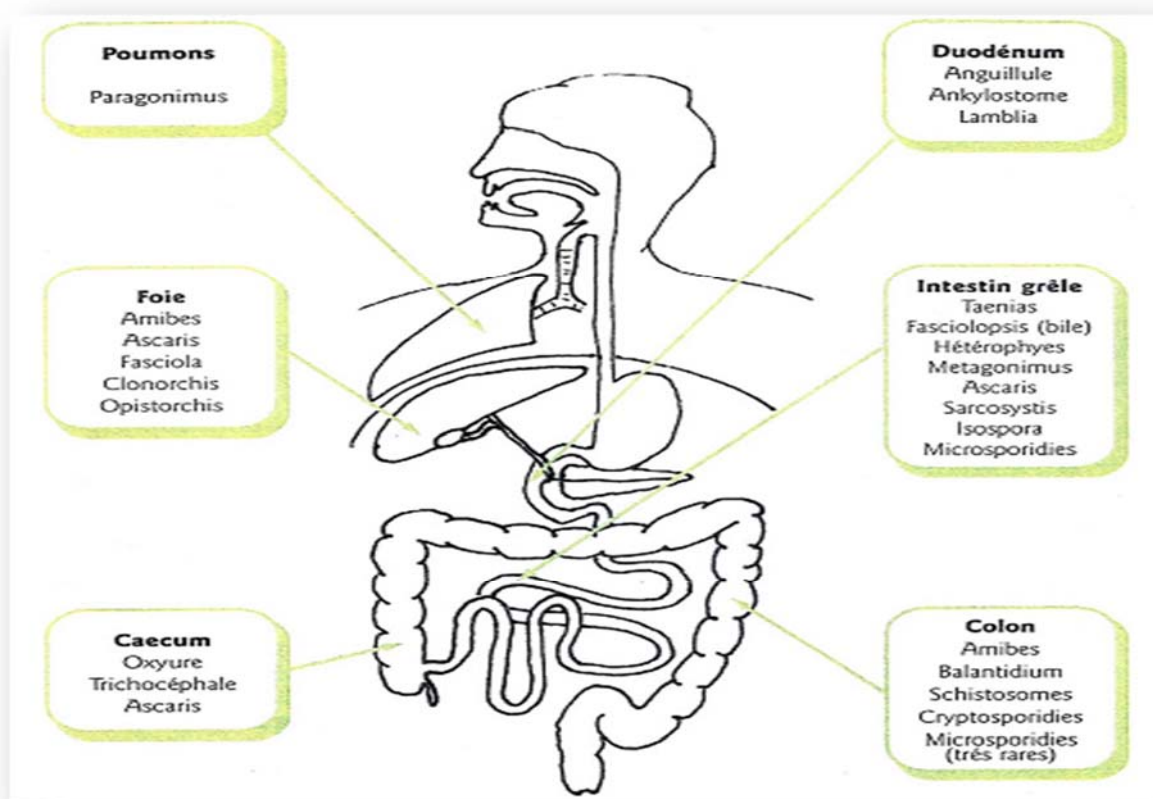


Figure 24: Principales localisations des parasites dans l'organisme (**STENGER, 1995**).

7. Les principales manifestations cliniques des parasitoses intestinales

Quatre types de symptômes sont communément observés dans les parasitoses digestives: les troubles digestifs, les manifestations cutanées, les manifestations pulmonaires et la fièvre (**GENTILINI et al ., 1983**).

7.2. Les troubles digestifs

- **La douleur:** Sa localisation est un élément d'orientation dans les parasitoses intestinales. épigastrique, de type pseudo-ulcéreux, elle évoque une ankylostomiase ou une anguillulose; une douleur pseudo-appendiculaire peut évoquer une oxyurose; l'amibiase intestinale se manifeste par des épreintes et un ténésme (**JACQUEMIN, 1887**).
- **Les troubles du transit:**
 - nausées et vomissements accompagnent souvent les douleurs abdominales, surtout chez l'enfant. Dans les infestations massives, des ascaris adultes sont

parfois retrouvés dans les vomissements;

-une diarrhée mousseuse, irrégulière avec nausées évoque une giardiase; un syndrome dysentérique une amibiase (**POIRRIEZ, 1992**).

7.3. Les manifestations cutanées

➤ Le prurit

- Il peut s'observer dans toutes les helminthiases en phase de migration larvaire.
- Le prurit anal est le maître-symptôme de l'oxyurose.
- On peut observer des lésions de grattage.

➤ L'éruption

- Une urticaire peut s'observer lors de la primo-invasion helminthique. Ces manifestations cutanées peuvent passer inaperçues (**NOZAI, DANIS et GENTILINI, 1996**).

7.4. La fièvre

- Fièvre lors de la migration larvaire intratissulaire.
- Fièvre modérée de la schistosomiase intestinale et de l'amibiase intestinale, surtout chez l'enfant.

Cependant la parasitose peut être asymptomatique et le diagnostic n'est posé que par un examen parasitologique systématique. Quelquefois, elle n'est révélée que par une complication (**POIRRIEZ ; SMITZIS-LE FLOHIC et JACQUEMIN, 1992**).

8. Les principales complications des parasitoses intestinales

Les différents tableaux complications possibles au cours des parasitoses intestinales sont représentées dans le tableau suivant:

Tableau 04: complications possibles au cours des parasitoses intestinales. (**JACQUEMIN et al., 1987 ; NOZAI et al., 1996**)

Les complications chirurgicales	Les complications médicales
Occlusions intestinales: Un paquet d'ascaris adultes peut être responsable d'occlusion intestinale par simple obturation de la lumière intestinale, par invagination ou par volvulus d'une anse intestinale.	Anémie : Les infestations massives au cours de l'ankylostomiase et de la trichocéphalose sont responsables d'une anémie parfois sévère.

<p>Appendicite: L'ascaris et l'oxyure sont le plus souvent en cause par obstruction de la lumière de l'appendice. Cependant des œufs de shistosomes sont parfois retrouvés dans l'appendice sans que leur rôle pathogène soit clairement établi.</p>	<p>-Complications hépato- spléniques, cardio- pulmonaires, neurologiques, cutanées: Elles sont dûes le plus souvent à la bilharziose intestinale ou à l'amibiase. On peut aussi observer des cardiopathies anémiques d'origine ankylostomienne.</p>
--	--

9. Cycle évolutif

C'est l'ensemble des transformations que doit subir un parasite au cours de son développement. Cette chaîne épidémiologique est formée de maillons dont la connaissance orientera l'action thérapeutique ou prophylactique individuelle ou collective.

9.1. Cycle évolutif d'*Entamoeba histolytica*

Le cycle évolutif de l'amébose se déroule comme suite:

➤ Un cycle non pathogène responsable de l'amébose infestation

Après ingestion, la membrane des kystes se lyse et libère des amibes à quatre noyaux dans le milieu gastro-intestinal, chaque noyau va subir une mitose suivie par la division du cytoplasme donnant naissance à 8 petites amibes ou amœbules qui se transforment en trophozoïtes de type minuta. La forme minuta se multiplie par scissiparité, après plusieurs divisions, elle s'arrondie et donne une forme pré-kystique qui s'entoure d'une membrane épaisse pour donner un kyste mur à quatre noyaux. Ce dernier rejeté dans les selles, assure la dissémination de l'amibe dans le milieu extérieur (**Figure 25**) (**Laclotte et al ., 2008; Bouchaud et Aumaitre, 1999 et Wery, 1995**).

➤ Un cycle pathogène responsable de l'amébose maladie

Caractérisé par la transformation de *E.h minuta* en *E.h histolytica* hématophage douée d'un pouvoir nécrosant, lui permettant d'envahir la muqueuse colique et provoquant des ulcérations en coup d'ongle en entraînant un saignement de la muqueuse intestinale et par conséquent phagocyte les hématies. Cette transformation se produit sous l'influence de certains facteurs.

E.h type *histolytica* se multiplie par scissiparité, certaines d'entre elles vont s'éliminer dans le milieu extérieur soit sous forme végétative dans les glaires sanglantes, soit

elles vont se transformer d'abord en type minuta et après être éliminées sous forme de kystes aboutissant à la fin de la crise amibien, d'autre vont pénétrer dans la sous muqueuse intestinale et peuvent passer dans les capillaires mésentériques et gagner le foie, le cœur, le poumon et même les autres organes, tels que le cerveau, le rein et la rate (OMS, 1982).

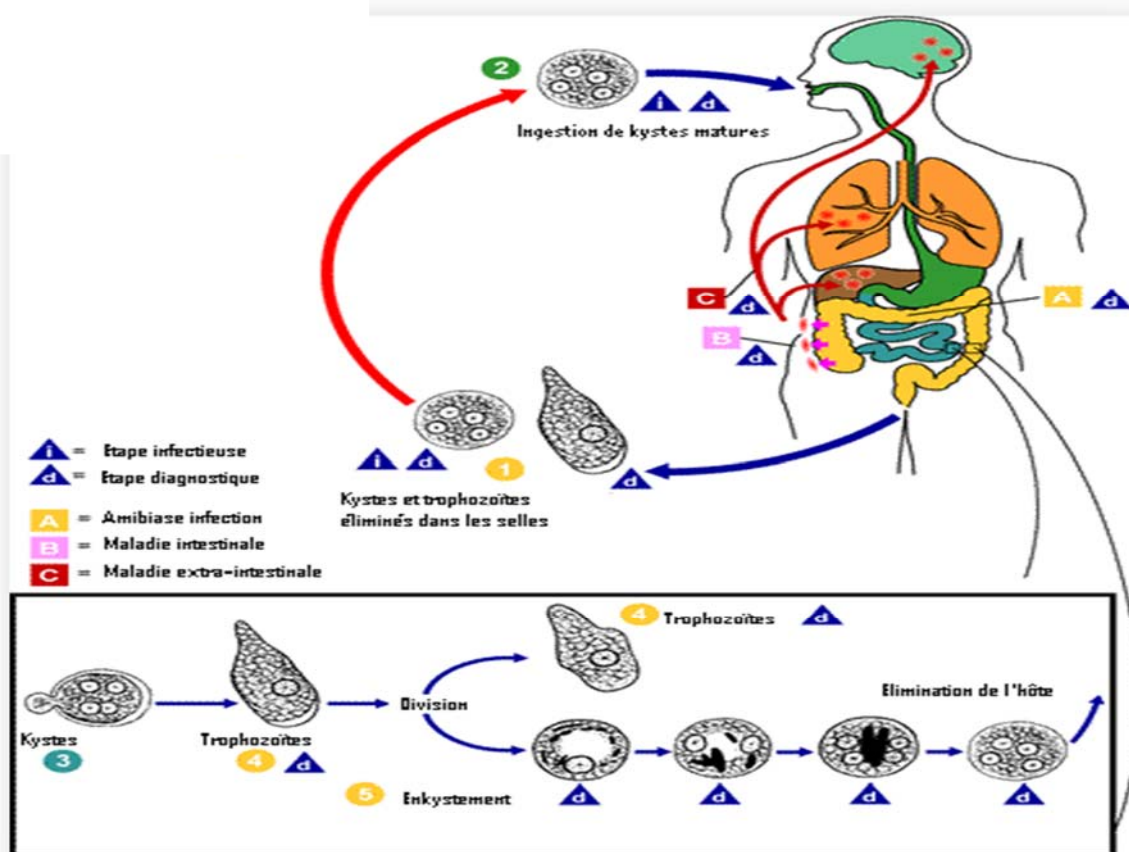


Figure 25: Cycle évolutif d'*Entamoeba histolytica* (BELHAMRI, 2015).

9.2. Cycle évolutif de *Giardia intestinalis*

La contamination se fait par ingestion d'aliments souillés par des kystes infectants de *Giardia intestinalis* éliminés dans les selles, sous l'action du suc gastrique la paroi de ces kystes est lysée et les formes végétatives sont trouvées dans le duodénum et qui subissent une multiplication active par scissiparité lui permettant la colonisation de ce dernier ainsi la partie supérieure du grêle. Sous l'action des sels biliaires les formes végétatives s'enkystent et s'éliminent dans les fèces (Figure 26) (ANOFEL, 2014).

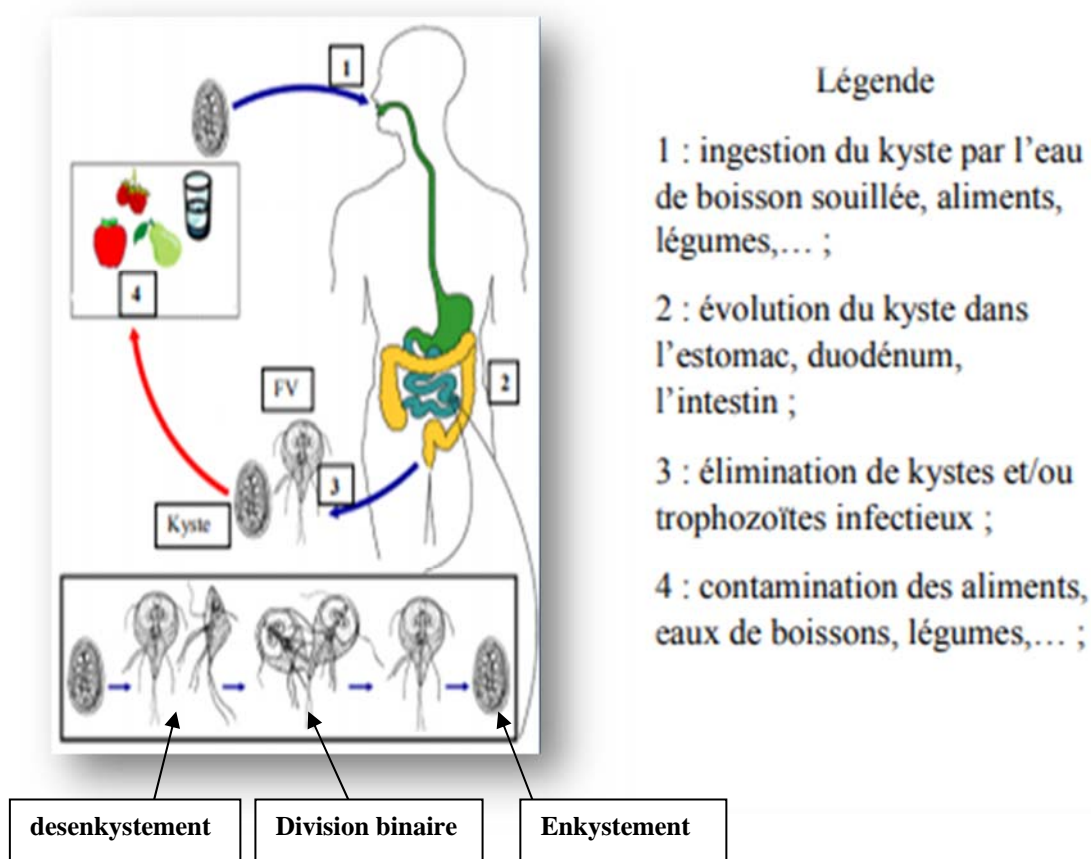


Figure 26: cycle évolutif de *giardia intestinalis* (BELHAMRI, 2015).

9.3. *Ascaris lumbricoïdes*

L'homme s'infeste en ingérant les aliments souillés d'œufs d'*Ascaris* embryonné, ces derniers sous l'action des sucs digestifs libèrent des larves qui traversent la paroi intestinale. Les larves migrent et gagnent le foie le cœur droit puis les poumons remontent ensuite les bronches puis la trachée parviennent au carrefour aérodigestif, retombent dans l'œsophage puis traversent l'intestin. Après maturation et fécondations des femelles ces dernières pondent des œufs non embryonnés qui s'embryonnent dans le milieu extérieur (**Figure 27**) (MBAYE et KLOTZ, 2003 ; NOZAI; DATRY et DANIS, 1987).

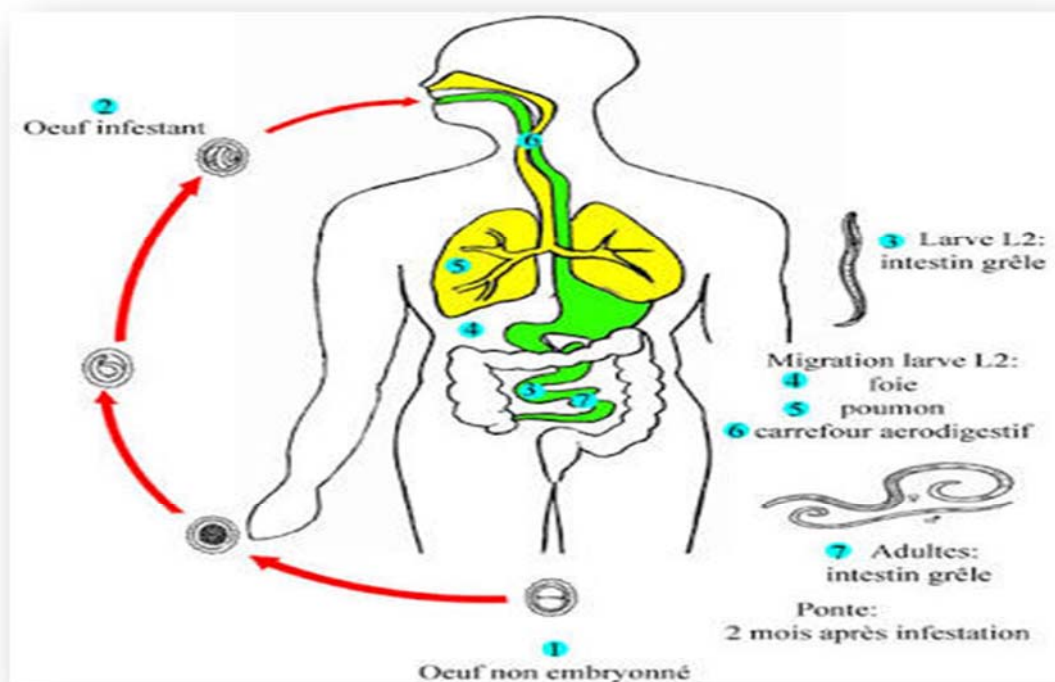


Figure 27: cycle évolutif d'*Ascaris lumbricoïdes* (BELHAMRI, 2015).

9.4. *Taenia saginata*

L'homme se contamine par ingestion de viande des bovins insuffisamment cuit qui contient les larves infestantes (*Cysticercus bovis*) deux à trois mois plus tard, le *Taenia* devient adulte dans la partie supérieure de l'intestin grêle et les anneaux murs sortent activement en dehors de la défécation par petits amas.

Chez l'hôte intermédiaire (bœuf), les embryophores avalés se lyse et libère un embryon hexacanthés, qui traversent la paroi intestinale et disséminent dans tout l'organisme (surtout dans le tissu périmusculaire). Ces larves deviennent des cysticerques (**Figure 28**) (GUILLAUME, 2007).

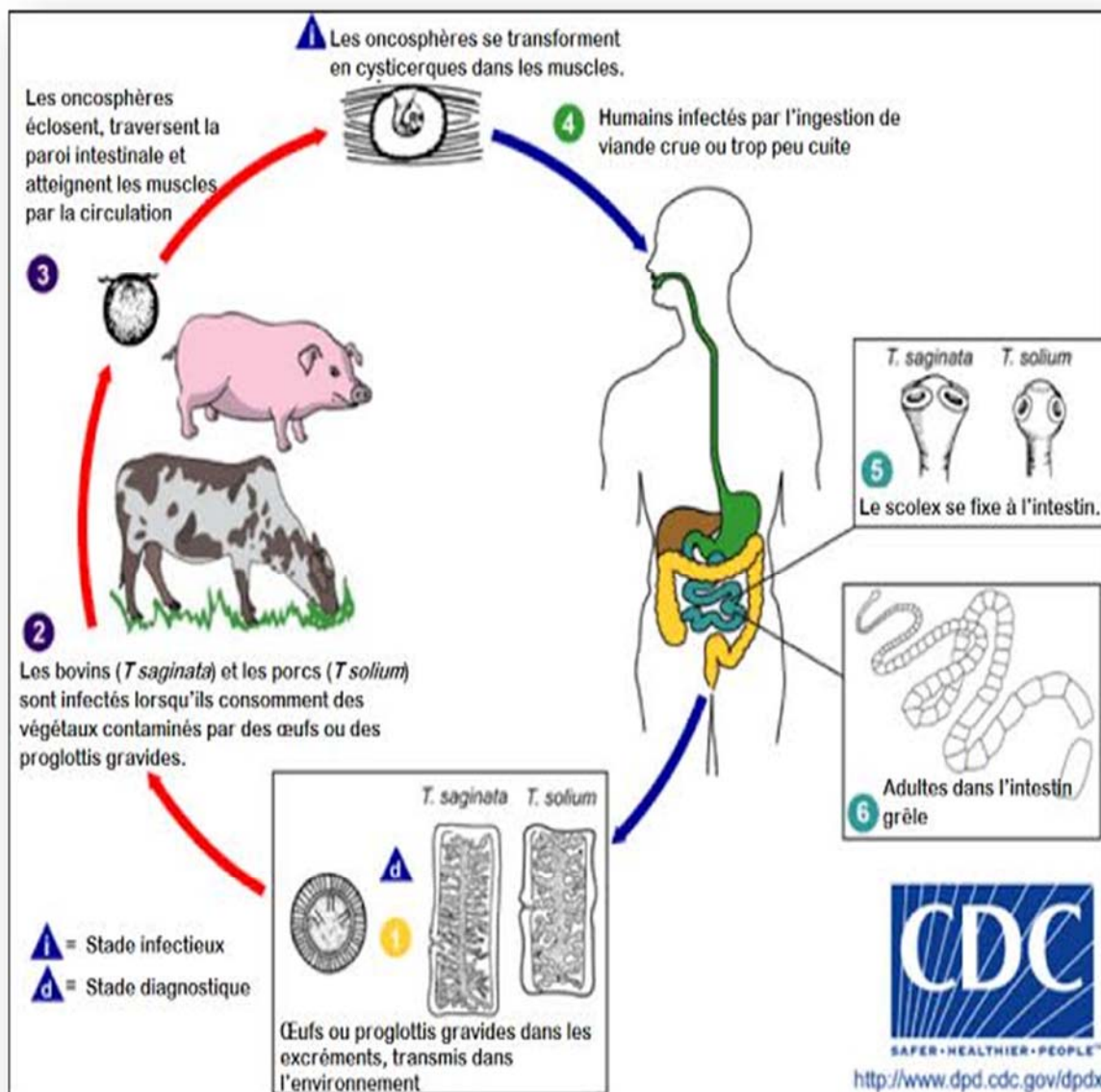


Figure 28: cycle évolutif de *taenia saginata* (BELHAMRI, 2015).

Chapitre II : Diagnostic des parasitoses intestinales

1. Diagnostic

Le diagnostic des parasitoses intestinales permet la mise en évidence des protozoaires et des helminthes quelque soit leur stade de développement (kystes, formes végétatives, oocystes). Ce qui aide le clinicien à démarrer ou à réajuster une action thérapeutique efficace, bien adaptée au malade.

2. Examen parasitologique des selles

Il comprend deux étapes :

2.1. Examen macroscopique

C'est une étape importante ; elle permet de noter la consistance, la couleur et la présence éventuelle de sang, de mucus ou d'autres éléments surajoutés et la présence de certains parasites (adultes d'oxyures et d'Ascaris, anneaux de *Tænia*) (OMS, 1993). (Voire partie pratique).

2.2. Examen microscopique

Le diagnostic de parasitose intestinale a été posé à partir des techniques coprologiques (GALEAZZI *et al.* 1991 ; BOURDERIOUX, 1983).

2.2.1. Examen direct à l'état frais

Ses conditions diffèrent selon la nature et la consistance du prélèvement, par suite de la présence éventuelle dans les glaires et les selles liquides de formes végétatives des protozoaires dont la fragilité impose des précautions particulières (voir les détails en partie pratique) (ROUSSET, 1993).

2.2.2. Méthodes complémentaires

2.2.2.1. Technique de concentration

2.2.2.1.1. La méthode de concentration de Ritchie simplifiée

Mise en évidence des kystes de protozoaires et des œufs d'helminthes (BACHI, 2014).

- ✓ **Protocole opératoire** (voire partie pratique).

2.2.2.2.1.2. Méthode de Willis

Technique est spécifique pour la recherche des œufs d'ankylostome.

- ✓ **Protocole opératoire** (voire partie pratique).

2.2.2.1. Technique spéciales

2.2.2.2.1. Technique de Beaman

Cette technique est spécifique pour la recherche des larves d'anguillulose lors suspicion d'anguillulose déclarer par le clinicien.

Mettre la selle dans une passoire pointue tapissée de deux couches de gaze. Cette dernier est posé sur un entonnoir fermé par un robinet et contenant de l'eau à 40° en immergent le fond de la passoire. En deux heures, les larves d'anguilluloses quittent la selle pour venir dans l'eau chaude. Ouvrir le robinet pour recueillir le liquide, puis centrifuger à 2000 tours pendant 2 minutes. Le culot ou sont concentrer les larves est examiné au microscope (**NICOLAS; CHEVALIER et KLOTZ, 2005**).

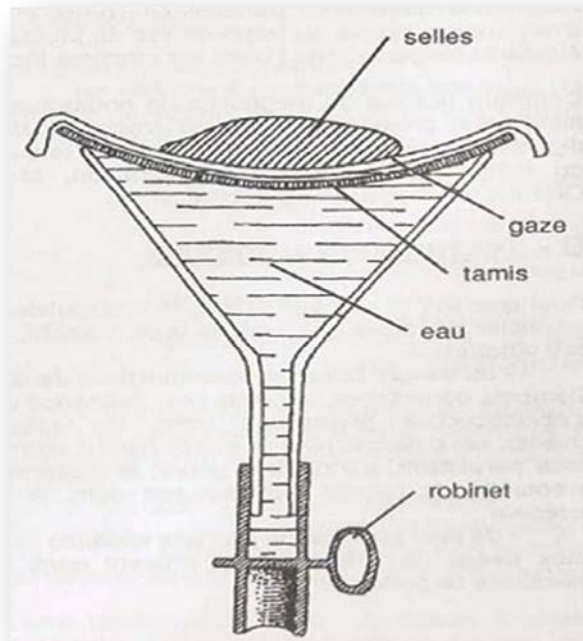


Figure 29: Schéma de la méthode de Baerman **BUSSIERAS et CHERMETTE (1988)**.

2.2.2.2.2. Test de Graham

➤ Principe

L'application d'une bande de scotch bien transparent sur plusieurs secteurs de la marge anale dont les plis ont été écartés.

Ce scotch doit être ensuite collé sur une lame porte-objet en verre, puis observé au Microscope au faible grossissement 40 (**CAUMES ; CHEVALIERS et KLOTZ, 2002**).

✓ **Lecture:** Les œufs transparents, ovalaires, asymétriques et embryonnés sont de reconnaissance facile.

➤ Intérêt

Mettre en évidence des œufs d'*Enterobius vermicularis* et même ceux de *Tænia*

saginata retrouvés au niveau de la marge anale (SOMDA, 1998).

2.2.2.2.3. Méthode de ZIEHL-NEELSON

Technique permettant de mettre en évidence les oocystes de *Cryptosporidium sp* dans un frottis fécal (MOULINIER, 2003).

✓ **Protocole opératoire** (voire partie pratique).

3. Traitement

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

3.1. Anti protozoaires intestinaux

Les molécules antiparasitaires utilisées au cours des protozooses intestinales et les principales indications sont représentées dans le tableau suivant:

Tableau 5: Principales molécules anti-amibiens tissulaires (EDOUARD et al. 2004 ; LOUTAN et al., 2007).

Médicament	Présentation	Indications	Posologie
Métronidazole FIAGYL®	-Suspension buvable à 4% -CP à 125 mg -CP à 250 mg. -CP à 500 mg	-Amoëbose - Giardiose Trichomonose	-[40 mg/kg/j] en 3 prises pendant 7 jours chez l'enfant. -[15 mg/kg/j] pendant 5 Jours repartis en 3 prises journalières chez l'enfant. -[2 g] en une seule prise ou 500 mg/j en 2 prises pendant 10 jours.
Secnidazole SECNOL®	-Cp à 500mg.	-Amoëbose Intestinale aigue -Forme intestinale Asymptomatique	-[2 g] en prise unique chez l'adulte et 30 mg/kg/j en pris unique chez l'enfant. -Même posologie que dans la forme aigue mais pendant 3 j.

3.2. Anthelminthiques intestinaux

Les molécules antiparasitaires utilisées au cours des helminthoses intestinales et les principales indications sont représentées dans le tableau suivant :

Tableau 6: Principales molécules anthelminthiques (CINQUETTI, 2012 ; LATEEF, 2008 et ANSM, 2015).

Médicaments	Présentation	Indications	Posologie
Praziquantel BILTRICIDE®	-Cp à 600 Mg	-Toutes les bilharzioses -Tœniasis à <i>Tœnia Saginata</i> et <i>solium</i>	-Dose unique de [40 mg/kg] sur 1j de traitement pour toutes les espèces sauf pour <i>Schistosoma japonicum</i> qui se traite à la posologie de [60 mg/kg] en 2 prises. -[10mg/kg] en une prise.
Albendazole ZENTEL®	-Cp à 400 mg -Suspension à 4 %	-Oxyurose -Ascaridiose, Ankylostomose, et trichocéphalose -Anguillulose et tœniasis.	-[100 mg] en prise unique répétée 15 à 20 j plus tard. -Enfant plus de 2 ans : 400 mg en prise unique -Enfant plus de 2 ans : 400 mg/j Pendant 3j.

Pipérazine VERMIFUGES ORIN®	-Suspension à 15 mg/ml	- Oxyurose -Ascaridiose	-2 cures de 7 jours espacées de 15 à 20 jours

3.3. Traitement chirurgical

Il est indiqué dans le cas des complications de certaines parasitoses tel que l'ascaridiose peut occasionner une appendicite une angiocholite une pancréatite ou des occlusions intestinales (*Ascaris* très nombreux) et ça peut aller à la perforation (**BACHI, 2014**).

3.4. Phytothérapie

Certaines plantes ont acquis le caractère antiparasitaire.

Tableau 07: les substances d'origine végétale antiparasitaires (**KONE-BAMBA et al ., 1987**).

L'huile essentielle	L'ail	Les graines et l'huile de courge
Comme par exemple huile essentielle d'armoise d'arbre à thé, de cajepout et de cannelle.	Sous toutes ses formes, il est surtout connu pour ses propriétés contre les oxyures.	L'action vermifuge de la courge est liée à la cucurbitacine efficace contre l'ascaridiose, mais aussi contre le tœniasis.

4. Prophylaxie

La lutte contre les parasitoses intestinales met en œuvre un ensemble de mesures destinées à interrompre la transmission et à protéger le terrain réceptif (**ORGANISATION WORD HEALTH, 1987**).

4.1. Prophylaxie individuelle

Elle est basée essentiellement sur des mesures d'hygiène corporelles et des aliments, cette prévention nécessite le changement de certaines habitudes alimentaires qui sont :

- Se laver les mains avant les repas, après le passage aux toilettes et avant la manipulation des aliments.
- filtration ou ébullition de l'eau de boisson,
- nettoyage soigneux des fruits et des légumes,
- éviction de la viande mal cuite, ce qui se heurte malheureusement à des habitudes alimentaires bien ancrées,

- défécation dans des latrines
- port de chaussures qui est efficace mais illusoire dans le cadre de certaines professions (agriculture par exemple).
- éviction des bains dans les eaux stagnantes (**JACQUEMIN et JACQUEMIN, 1987**).

4.1. Prophylaxie collectives

Il convient d'attaquer chacun des éléments de la chaîne naturelle du péril fécal part pour une bonne efficacité sachant que le rôle de l'eau y est capital.

- **Prévention de la dissémination dans l'entourage**

Les mesures d'hygiène s'appliquent à la personne contaminée et à son entourage, en particulier la famille:

- Nettoyage et désinfection des objets usuels de la personne infesté surtout les enfants.
- Nettoyage des tables d'écoles et des sols des chambres.

Pour l'hyménolépiose et l'oxyurose qui ont en commun le risque d'auto- infestation nécessitant un traitement prolongé et une répétition des cures ainsi qu'un traitement simultané de l'entourage (**DANCESCO et ABEU, 2005**).

Chapitre III: Partie pratique

1. Matériels et méthodes

1.1. Objectif de l'étude

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

L'objectif de notre travail est l'analyse parasitologique du selle qui permettre de :

- Déterminer des parasites intestinaux chez les manipulateurs d'aliment travaillant au sein des restaurants des cites universitaire, les écoliers (primaire, moyen, secondaire) dans la région de BOUIRA.
- Evaluer le niveau d'hygiène de cette catégorie.

1.2. La région d'étude

Nous avons réalisé notre étude au niveau de laboratoire des hygiènes ESP de Bouira.

La wilaya de Bouira est une ville Algérienne de 695583 habitants .Ses cordonnées géographique sont: latitude 36.25 Km et longitude 3.91667 Km. La wilaya est située dans la région de Kabylie, elle est bordée par les chaines montagneuses de Djurdjura et des Bibans et elle est délimitée :

Au nord par les deux wilayas de Boumerdés et de Tizi Ouzou ; à l'est par les deux wilayas de Béjaia et de Bourdj Bou Arriéridj ; au sud par la wilaya de M'sila; à l'ouest par les deux wilayas de Blida et de médéa.



Figures 30: la région d'étude Bouira.

1.3. Nombre de prélèvements: échantillonnage

Le nombre total d'échantillons étudié est de 150 échantillons. Nous avons recueilli ces prélèvements provient a des personnes adultes au niveau de laboratoire d'hygiène de la wilaya de Bouira, présenté par la date et le nom des manipulateurs travaillons au sein des restaurants universitaire et les écoles.

Tableau 08: présentation de population étudiée.

manipulateurs travaillons au sein :	Ecole primaire		Moyenne		secondaire		université		totale
	homme	femme	homme	femme	homme	femme	homme	femme	
Le nombre	25	07	16	12	13	07	40	30	150
totale	32		28		20		70		150

1.4. Condition du prélèvement:

Le prélèvement de selle constitue une étape essentielle qui va conditionner les résultats de l'examen coproparasitologique.

1.4.1. Préparation de la population d'étude

Il est toute fois recommandé d'obéir aux règles suivantes pendant au moins trois jours qui précèdent l'EPS afin d'éviter les résultats faussement négatifs:

- Eviter les aliments qui laissent des résidus ou qui colorent les selles (légumes secs, fraises, tomates, betterave).
- Interrompre les médicaments à action antiparasitaires, antibiotiques qui agissent sur la flore intestinale, les laxatifs et les adsorbants divers.
- Un lavement baryté doit suivre et non précéder l'examen parasitologique des selles (**ROUSSET, 1993**).

1.4.2. Prélèvement

Elles sont recueillies dans un récipient sec et propre à fermeture hermétique. L'idéal est de demander au patient de déféquer au laboratoire, afin d'éviter la destruction des formes trophozoïtes des Protozoaires (**Figure 31**).



Figure 31: Récipient pour le recueil des selles.

1.5. Transport des prélèvements

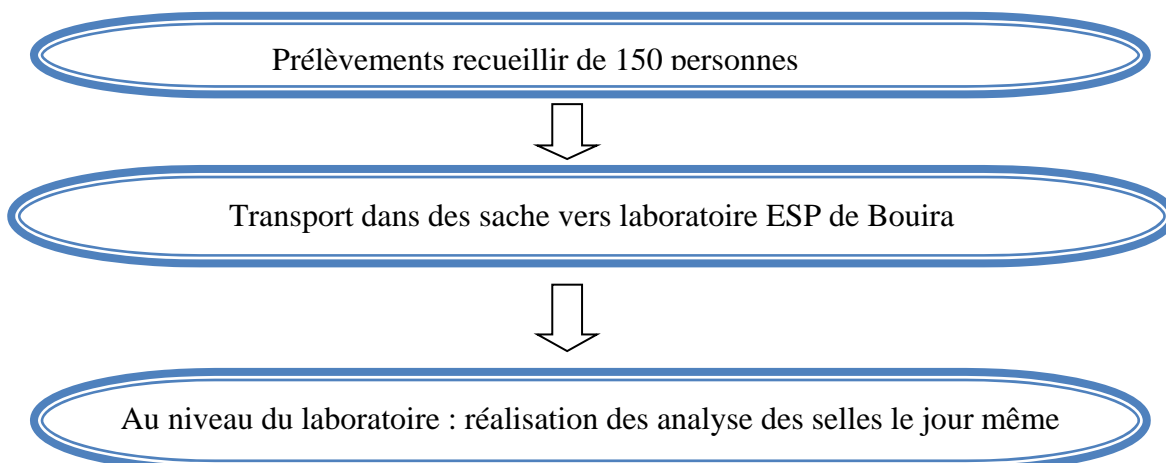


Figure 32: diagramme de différentes étapes de transport de Prélèvement.

1.6. Définition des cas (HADJ MOHAMED, 2017).

➤ **Parasitisme intestinal:**

Un patient est considéré comme étant parasité lorsque l'examen parasitologique des selles révèle la présence d'un seul parasite intestinal sous la forme végétative ou kystique.

➤ **Poly-parasitisme intestinal:**

Un patient est considéré comme étant poly-parasité lorsque l'examen parasitologique des selles révèle la présence d'au moins deux espèces de protozoaires intestinaux sous leur forme végétative ou kystique.

1.7. Diagnostic parasitologie des selles

Les analyses parasitologiques des selles permet une identification facile du parasite sous différentes formes végétatifs, œuf, kyste.

1.7.1. Matériel et réactifs du laboratoire

1. Matériels utilisés (figure 32):

- Agitateur
- Centrifugeur
- Bec benzen
- Microscope optique.
- Lames et lamelles, tube à essai.
- pipette en verre
- Anse de platine
- Pots pour prélèvement
- Etiquettes.
- Flacons d'eau de Javel
- Gants
- Plateau
- Compresse



Figure 33: Matériels utilisés

2. Réactifs utilisés (figure 33) :

- Eau physiologique
- Lugol
- Solution de formol commerciale à 37
- Ether
- Colorant bleu de méthylène
- Méthanol
- Solution de la fuchsine phéniquée



Figure 33: Réactifs utilisés.

1.7. 2. Examen parasitologique des selles

Pour chaque prélèvement de selle, nous avons réalisé un examen macroscopique et un examen microscopique, ce dernier englobe un examen direct (à l'état frais et après coloration au lugol) et un examen après concentration (technique de Ritchie).

A côté de ces examens pratiques de façon systématique, d'autres techniques ont été réalisées en fonction de la parasitose suspecte :

- Technique de willis.
- La coloration de Ziehl –Nelson modifiée ; permet de recherche des oocystes de *Cryptosporidium sp.*

1. Examen macroscopique

Il consiste à étudier les caractères organoleptiques des selles qui sont représenté comme suite :

- **La consistance du selle :** peuvent êtres molles, dures, pâteuses, liquide.
- **La couleur :** Elle dépend du flux biliaires, on distingue la couleur :
 - Marron: cas normale.
 - Brun foncé: en cas putréfaction.
 - Blanche: absence de la bille.
- **Les éléments surajoutent :** peuvent être le mucus, le sang, la glaire et/ou les macro-parasites (anneaux de *Tænia*, adultes d'*Ascaris* ou d'oxyures).

2. Examen microscopique

En coprologie, c'est le temps essentiel du diagnostic parasitologique, mais aussi un moyen d'étude de la qualité de digestion. L'examen microscopique direct doit être obligatoirement suivi d'un examen après concentration et être systématiquement.

2.1. Examen direct

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

2.1.1. Examen à l'état frais (examen en eau physiologique)

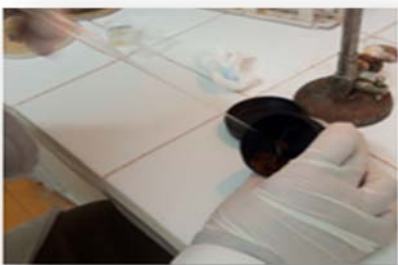
Il permet de diagnostiquer les œufs d'Helminthes, les kystes, des protozoaires. Il permet aussi de voir la mobilité des formes végétatives de certains parasites (amibes et flagellés) sous microscope au grossissement x40, directement sur des selles liquides ou glaireuses ou après dilution dans l'eau physiologique à 0.9% sur des selles molles ou dures.

- **Protocole opératoire (Figure 34) :**

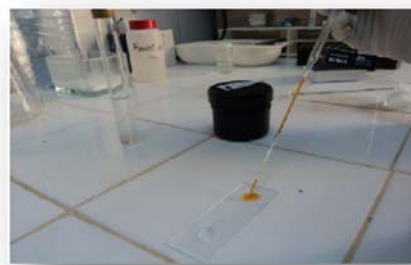
- A l'aide d'une baguette en verre, prélever des selles en surface et en profondeur à différents endroits.
- Diluer ces particules de matières fécales au 1/10ème dans de l'eau physiologique à 9‰ (la préparation ne doit pas être trop concentrée ni trop diluée).
- Déposer une petite goutte de la dilution entre lame et lamelle.

2.1.2. Examen en iodo-iodurée

Même procédure que l'examen précédent mais en délayant les matières fécales dans une grosse de solution iodo-iodurée.



Prélèvement de selle en différents points



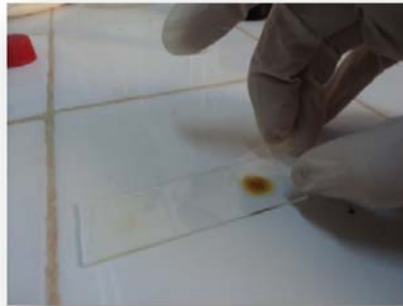
la goutte de l'eau physiologique et lugol



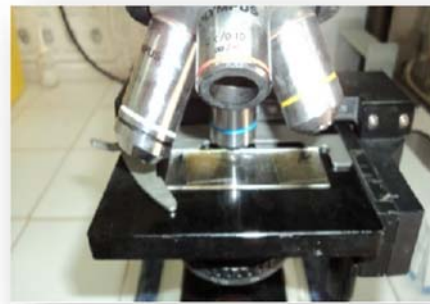
Dépôt de selle sur eau physiologique lugol



Stérilisation de l'agitation utilisé



Dépôt de la lamelle



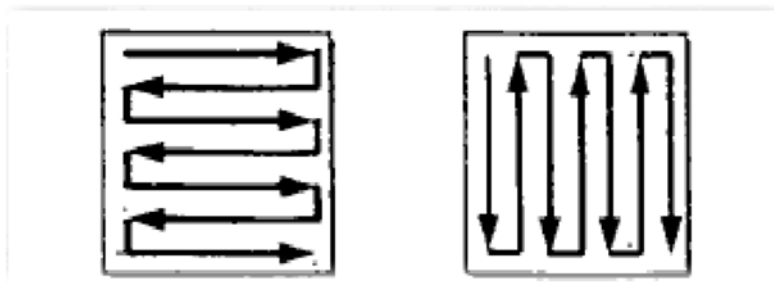
observation au Gx10 et Gx 40

Figure 34: Examen direct.

- **Lecture microscopique**

La lecture des lames se fait d'abord au faible grossissement (x10) pour déceler les œufs et larves d'helminthes puis au grossissement moyen (x40) pour rechercher les formes végétatives et kystiques des protozoaires.

Balayer toute la lame avec des mouvements en zig zag soit de haut en bas soit de droite à gauche (HADJ MOHAMED, 2017).

**Figure 35:** Lecture des lames en zig zag (HADJ MOHAMED, 2017).

2.2. Examen direct après concentration par la technique de Ritchie simplifiée

Elle vise à concentrer les formes parasitaires par centrifugation après élimination des débris banaux. Par gravité d'une part et par l'action dissolvante de produits chimiques, éther éthylique, d'autre part.

- **Technique**

Diluer une noix de selles directement dans de l'eau formolée à 10% jusqu'à obtention d'une suspension homogène; Laisser sédimenter et prendre le surnageant; Tamiser par une compresse à gaz et verser dans un tube conique en respectant les proportions de 2/3 de la dilution fécale et 1/3 d'éther du volume total. Agiter rigoureusement puis centrifuger à 1500 tours/minute pendant 3 à 5 minutes. Après on aura la formation de quatre phases (Une couche supérieure représentée par l'éther, une couche intermédiaire faite de résidus de bactérie et de débris alimentaires, une couche aqueuse faite par le formol et le culot qui contient les éléments parasitaires).

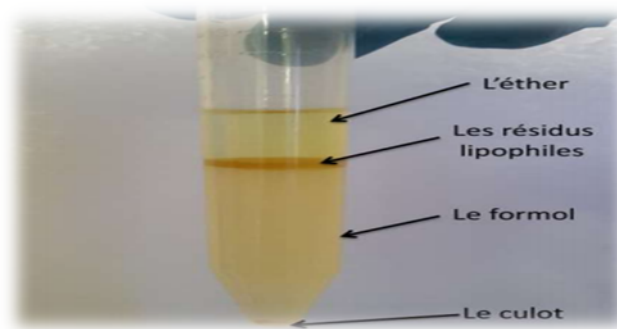


Figure 36: Résultat de la technique de Ritchie (BENOUS, 2011).

Jeter le surnageant en renversant le tube d'un mouvement rapide, mettre sur une lame une goutte de Lugol. prélever le culot, par une micropipette, puis déposer une goutte de ce dernier sur la lame et recouvrir par une lamelle.

- **Lecture microscopique**

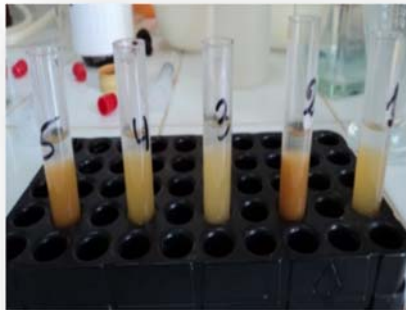
Examiner la lame par le microscope optique aux grossissements x10 puis x40 avec un mouvement en zig zag (Figure 37).



Prélèvements des selles



dilutions des selles dans le formol et filtration



Remplissage du tube avec 2/3 dilution
Des selles et 1/3 éther



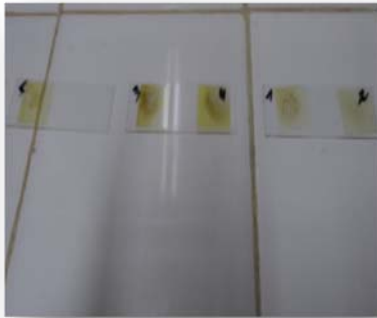
Centrifugation



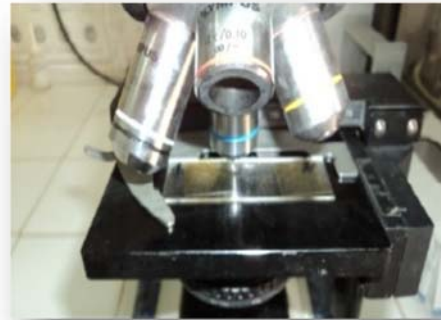
Formation du culot après agitation



Récupération du culot après avoir jeté les
surnagent



Prélevements d'une goutte du culots avec de lugol et recouvrir d'une lamel



Observation au Gx10 et Gx40

Figure 37: Technique de Ritchie.

✓ **Résultats de l'examen direct et la technique de Ritchie**

- **Pour les protozoaires:** on identifie le parasite tout en se basant sur les caractéristiques morphologique de son kyste, la présence ou non de la vacuole et le nombre des noyaux.
- **Pour les helminthes:** on cherche les œufs spécifiques pour chaque parasite (BENOUS, 2011).

2.3. Méthode de Willis (recherche des œufs d'ankylostome)

Cette technique concentre bien les œufs d'ankylostomidés.

✓ **Technique:**

Délayer 2 g de selles dans environ 20 ml d'une solution saturée de NaCl (25%), tamiser et remplir complètement une petite éprouvette étroite (2,5cm) jusqu'au bord supérieur avec la dilution tamisée. Poser une lamelle bien dégraissée sur le ménisque ainsi formé. Ne pas interposer de bulles d'air entre la lamelle et le ménisque, Attendre 15 à 60 minutes et poser la lamelle sur une lame et observer au faible grossissement.

✓ **Lecture:**

Les œufs d'ankylostome apparaissent incolores, ovoïdes, à coque mince.

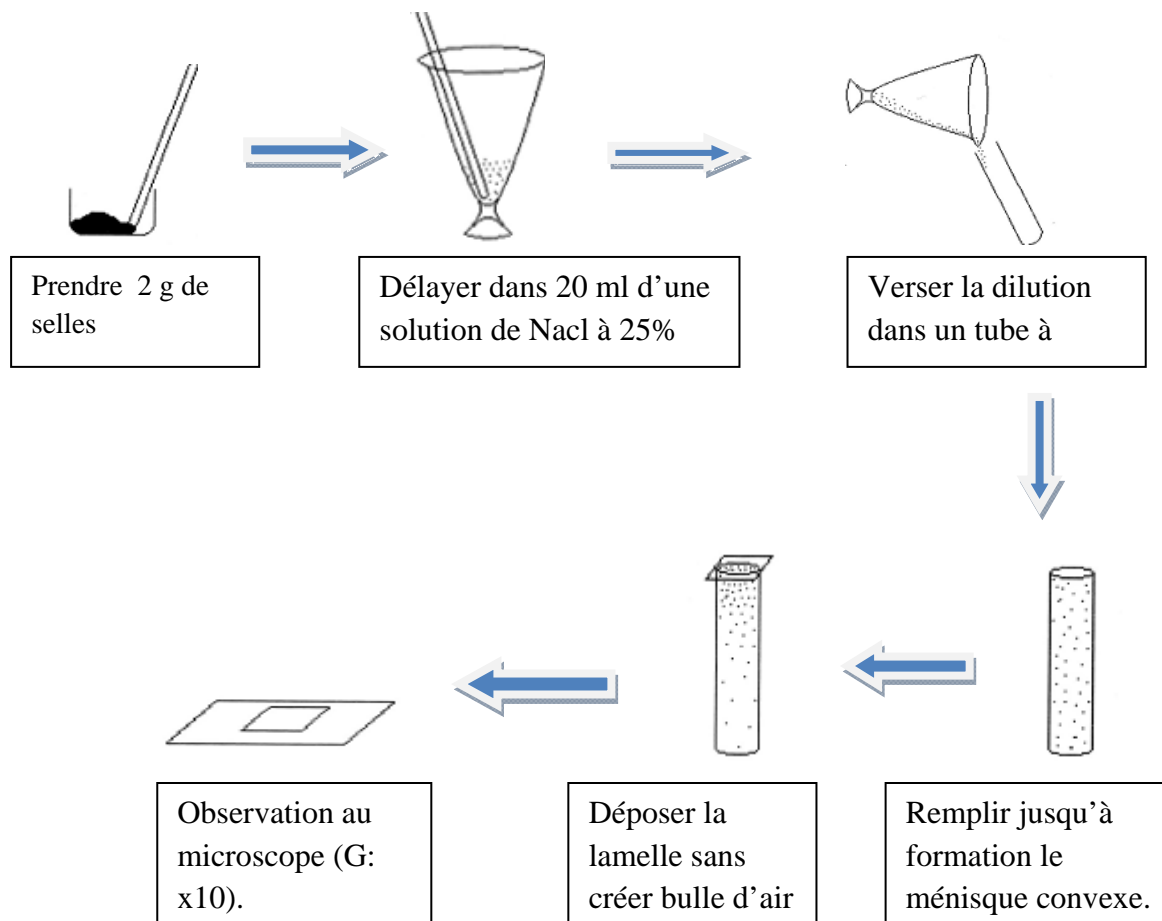


Figure 38: Technique de Willis (DEPLY.,2005).

2.4. Coloration de Ziehl-Neelson modifiée

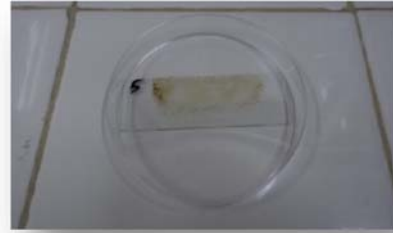
La coloration de Ziehl-Neelson modifiée permet la mise en évidence les oocystes coccidiens. Elle est particulièrement recommandée pour la mise en évidence des oocystes de *Cryptosporidium sp* qui se différencient des autres oocystes par leur très petite taille.

✓ Mode opératoire

Etaler une goutte de culot de concentration résultant de la technique de Ritchie sur une lame puis sécher à l'aide de sécheur électrique, fixer par le méthanol pendant 5 minutes. Recouvrir la lame encore à la fuchsine phéniquée à froid et laisser agir 1 heure. Rincer à l'eau du robinet jusqu'à élimination de la fuchsine excédentaire, mettre la lame dans un bain d'acide sulfurique à 2% pendant 20 secondes en agitant; rincer à l'eau. Contre colorer au ou du Bleu de Méthylène pendant 5 minutes, rincer à l'eau de robinet puis sécher à l'air libre. Examiner au G x 100 à l'aide de l'huile à immersion.



Étalement mince de selle



Séchage de l'étalement



Fixation avec du méthanol



Coloration avec la fuchsine phéniquée



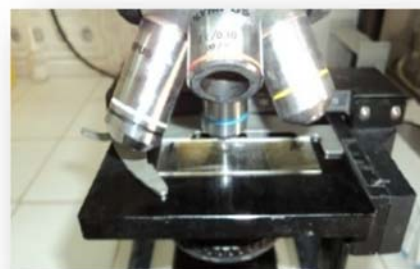
Acide sulfurique



Rinçage à l'eau



Contre coloration au et rinçage à l'eau

Observation au G x100 avec de
huile à immersion**Figure 39:** technique de Ziehl-Neelson modifiée.

- **Lecture microscopique**

Les oocystes de *Cryptosporidium* apparaissent comme des sphérules leur coloration qui varie du rose au rouge foncé sur fond vert.

Chapitre IV: Résultats

Notre étude réalisée au laboratoire d'hygiène durant un mois permis de l'identification de quelque espèce parasites de tube digestif, Le nombre des personnes inclus dans l'étude est de 150 personnes. Cependant, les particularités du parasite liées à la biologie, à son abondance ou aux limites des techniques permettant sa détection, peut sous estimer la réalité du parasitisme intestinal chez la population étudiée.

1. Résultats de la Caractérisation de la population

➤ Répartition selon les sites de travail

Notre étude inclut 150 EPS faits chez de population étudiée, dont 32 manipulateurs (31.22%) au sein de restaurant d'école primaire, 28 manipulateurs (18.66%) au sein restaurant de CEM, 20 manipulateurs (13.33%) au sein d'école secondaire et 70 manipulateurs (46.66%) travaillés au sein de restaurant universitaire.

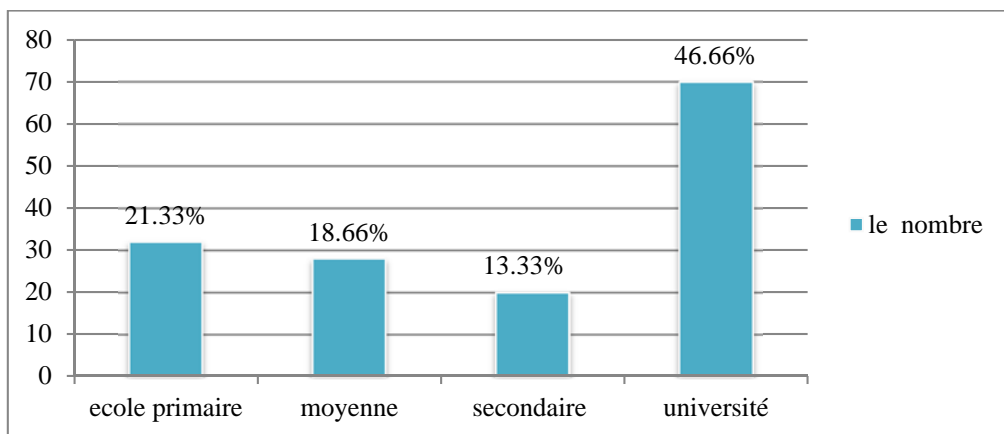


Figure 40: répartition de population selon les sites de travail.

On remarque que l'EPS est demandée le plus souvent chez les manipulateurs travaillant au sein des restaurants universitaires avec une proportion de 46.66%.

➤ Répartition de population selon le sexe

Durant la période d'étude, les résultats que nous avons obtenus révèlent que la majorité des personnes concernées sont des hommes avec un pourcentage de 62.66% cependant, et le pourcentage de femmes est 37.33%.

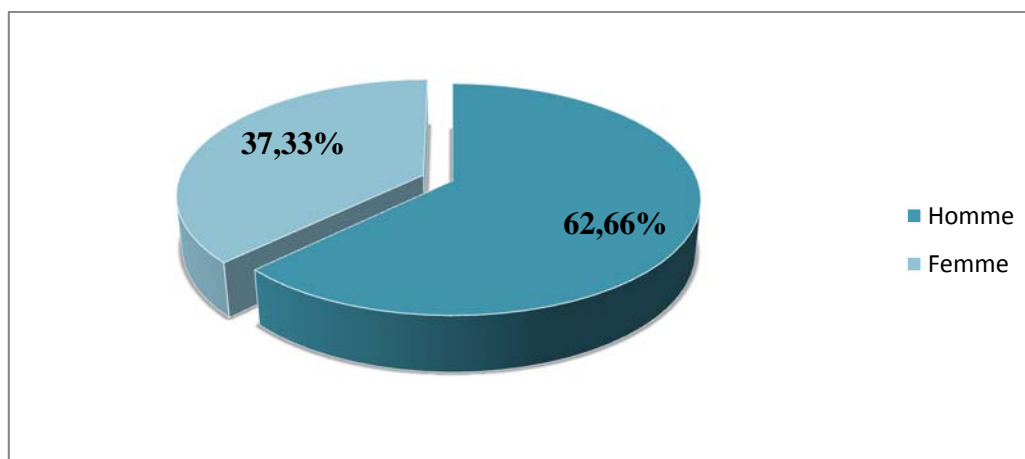


Figure 41: La répartition de la population selon le sexe.

Il convient à noter que ce type d'examen est plus demandé chez les chefs des cuisines qui sont en majorité du sexe masculin.

Tableau 10: La répartition de la population selon les sites de travail et le sexe.

Sexe	Ecole primaire		Moyenne		Secondaire		université		Total
	Homme	Femme	Homme	Femme	Homme	Femme	Homme	femme	
Le nombre total	25	07	16	12	13	07	40	30	150
Pourcentage %	16.66%	4.66%	10.66%	8%	8.66%	4.66%	26.66%	20%	100

A partir ce tableau nous avons observé que le pourcentage des hommes qu'ils travaillent au sein de restaurant universitaire est le plus fréquent 26.66%.

L'EPS est moins demandée chez les femmes qu'elle travaille au sein d'école primaire et secondaire.

2. Examen macroscopique

Tableau 11: L'ensemble des résultats macroscopiques

Consistance des selles	Couleur des selles			Total
	Normale	sanguinolante	Autre	
Pâteuses	100	00	00	100
Semi dure	45	00	00	45
Dure	05	00	00	05
Liquide	00	00	00	00
Semi liquide	00	00	00	00
Total	150	00	00	150

D'après les résultats qui nous avons obtenus, Les selles pâteuses normales étaient significativement plus nombreuses avec un effectif de 100 sur les 150 cas étudié.

Après l'analyse macroscopique de 150 selles. On remarque qu'une absence de formes adultes: ascaris, oxyure, anneaux de ténias.

3. Examen microscopique

3.1. Résultats globaux de l'examen microscopique

L'ensemble de nos résultats des examens parasitologiques des selles est résumé dans le tableau ci-dessous :

Tableau 12: résultats globaux des analyses parasitologie de nos échantillons analysés.

Date de prélèvement	Prélèvement Effectuée	Le nombre des sujets parasités	Les protozoaires	Les Helminthes	Pourcentage %
14/03/2019	05	01	+	-	
15/03/2019	05	03	+++	-	40%
16/03/2019	10	04	++++	-	
17/03/2019	09	05	+++++	-	31%
18/03/2019	07	00	-	-	
19/03/2019	06	02	++	-	

24/03/2019	02	00	-	-	
25/03/2019	01	00	-	-	
26/03/2019	07	05	++++	-	50%
01/04/2019	05	03	+++	-	
02/04/2019	06	04	++++	-	
03/04/2019	04	03	+++	-	66.66%
07/04/2019	08	00	-	-	
08/04/2019	01	00	-	-	
09/04/2019	06	00	++	-	0%
14/04/2019	02	00	-	-	
15/04/2019	01	00	-	-	0%
16/04/2019	03	00	-	-	
21/04/2019	03	00	-	-	
22/04/2019	10	03	+++	-	
23/04/2019	12	05	++++	-	32%
28/04/2019	13	03	+++	-	
29/04/2019	07	02	++	-	32.14%
30/04/2019	08	04	++++	-	
05/05/2019	08	03	+++	-	
06/05/2019	09	05	++++	-	59.09%
07/05/2019	05	05	++++	-	
total	150	60			

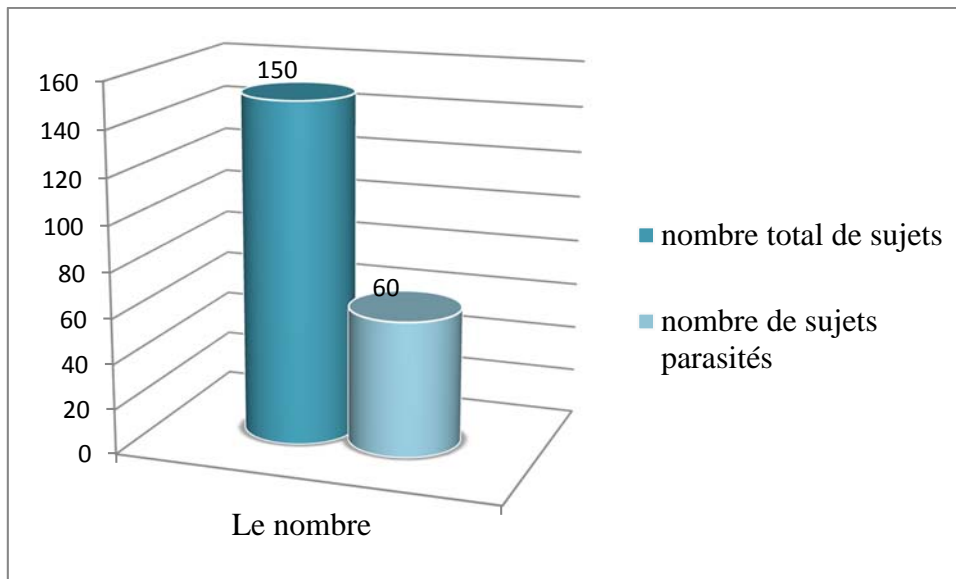


Figure 43: le nombre total des sujets examinés et des sujets parasités.

Nous avons inclus 150 examens parasitologiques des selles chez 150 manipulateurs travaillant au sein des restaurants et nous avons trouvé 60 porteurs sains.

3.2.L'indice parasitaire

3.2.1. L'indice parasitaire simple

Cet indice (IPS) représente le pourcentage d'examens positifs par rapport au nombre global des examens effectués.

$$\text{IPS} = \frac{\text{Nombre d'EPS positifs}}{\text{Nombre total des sujets examinés}} \times 100$$

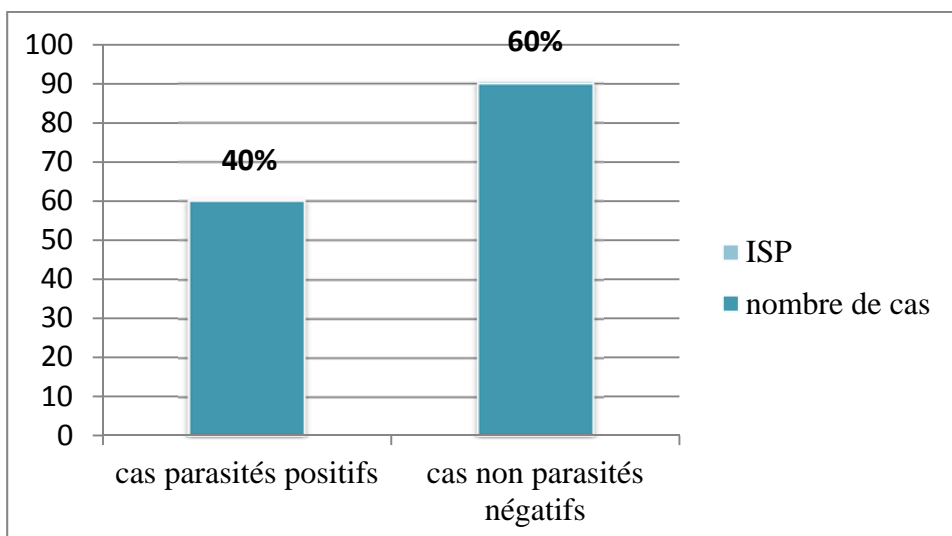


Figure 44: indice parasitaire chez la population.

➤ Distribution des sujets parasités en fonction du sexe

Durant la période d'étude, le nombre des examens parasitologiques des selles (EPS) positifs étaient de 60 sujets, Il s'agit de 48 hommes (32%), et de 12 (8%) femmes.

Parmi les 94 hommes, 48 cas sont infectés ou parasités soit un pourcentage de 32%

Parmi de 56 femmes, 12 cas sont infestées soit un pourcentage de 8%.

L'IPS des sujets de sexe masculin (32%) est supérieur à celui des sujet de sexe féminin (8%).

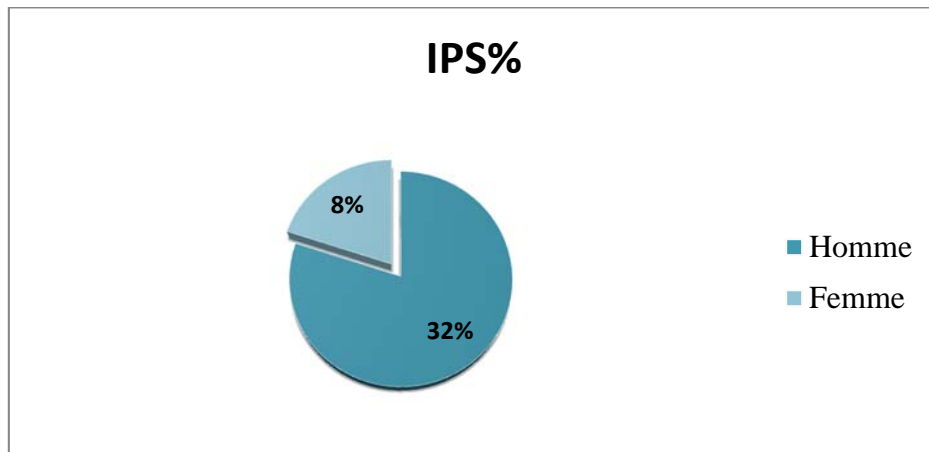


Figure 45: l'indice parasitaire simple selon le sexe.

3.2.2. Étude des indice parasitaire corrigé

L'index parasitaire corrigé (IPC) est le pourcentage du total des parasites trouvés par rapport au total des patients examinés. Chez les 150 personnes examinées nous avons relevé 69 parasites soit un IPC de 46%. Cet IPC légèrement supérieur à l'IPS, correspond à un taux de patients poly-parasités, notion sur laquelle nous reviendrons dans l'étude du poly-parasitisme.

$IPC = \frac{\text{nombre de parasite trouvée}}{\text{Nombre total des sujets examinés}} \times 100$.

3.2.3. Indice parasitaires spécifiques IPSp

C'est le pourcentage des sujets parasités par un parasite ou un groupe de parasites par rapport au nombre total des sujets examinés. Nous allons déterminer également le pourcentage des sujets parasités par un parasite ou groupe de parasites par rapport au nombre total des sujets parasités et le pourcentage de chaque parasite ou groupe de parasite par rapport au nombre total de parasites recensés.

3.2.4. Répartition des espèces parasitaires isolées par l'EPS

Le parasitisme intestinal dans notre étude était dominé par les protozoaires qui représentent 100%, répartis entre amibes et flagellés. Avec l'absence des helminthes (0%).

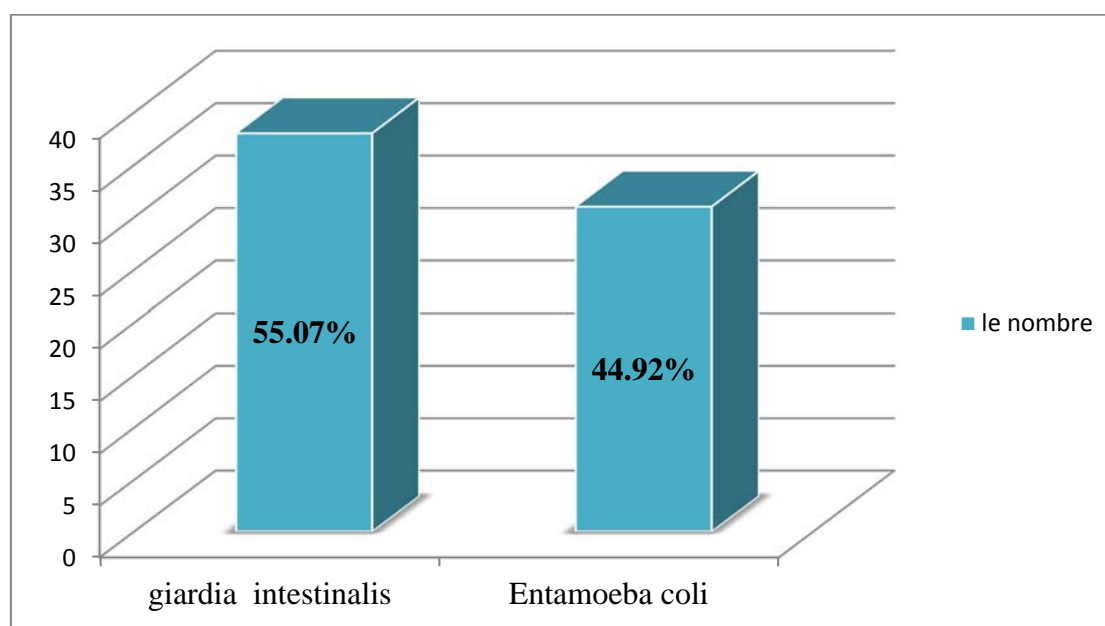
Tableau 15: Les protozoaires chez la population

	Espèce	Nombre de cas (Sous forme kystique)	I. P. sp/ examens effectués	Pourcentage par rapport aux sujets parasités
Protozoaire	<i>Giardia intestinalis</i>	38	25.33%	55.07 %
	<i>Entamoeba coli</i>	31	20.66%	44.92
	Total	69	46%	100%

Les flagellés constituent plus de la moitié des protozoaires recensés 55.07% Et les amibes ne représentent que 44.92% des protozoaires totaux.

L'EPS nous a conduit à isoler 69 espèces parasitaires dont l'espèce de *Giardia intestinalis* était la plus fréquente (55.07%) suivie d'*Entamoeba coli* (44.92%).

Tous les parasites trouvés sont sous forme kystique.

**Figure 46:** protozoaire chez la population.

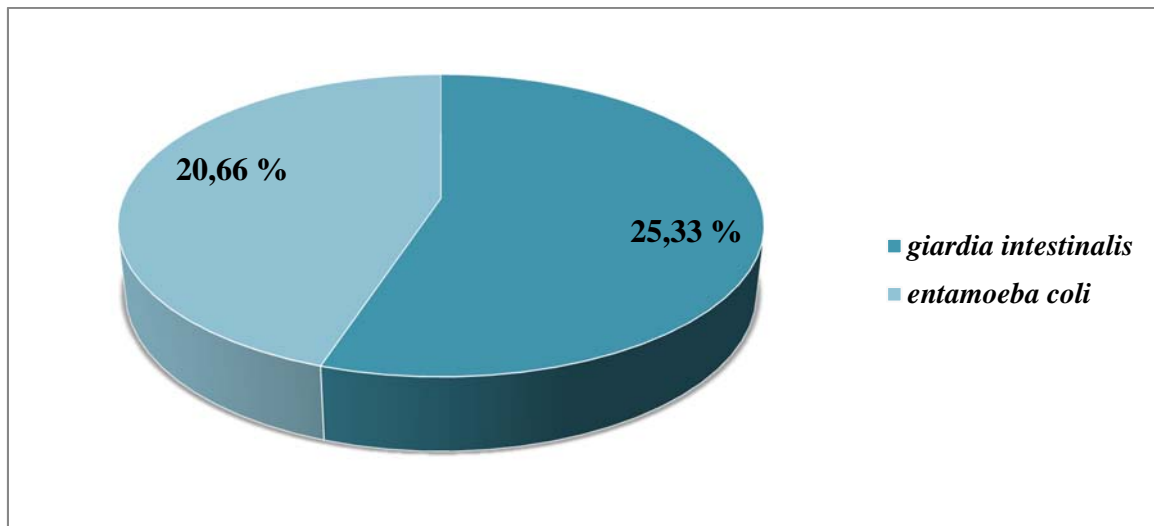


Figure 47: indice parasitaire spécifique.



Figure 48: (1) *Giardia intestinalis*, (2) *entameoba coli* identifiés par l'examen direct.

3.2.5. L'indice du polyparasitisme (I.P.P)

L'indice de poly parasitisme (I.P.P) est le pourcentage de sujets poly parasités par rapport au nombre total des examens effectués.

La différence entre l'I.P.C qui représente le taux de parasites et l'I.P.S qui représente le taux des examens positifs, nous renseigne sur le degré de poly parasitisme

(I.P.P = I.P.C – I.P.S).

Dans notre étude, nous avons trouvé :

I.P.C= 46%

I.P.S= 40%

Donc I.P.P =6%

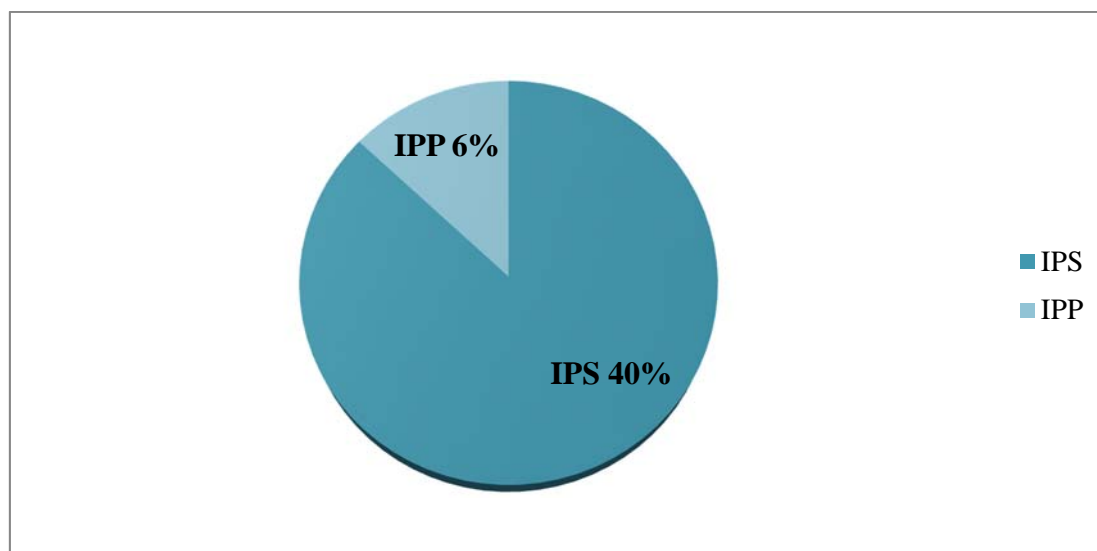


Figure 49: L'indice parasitaire corrigé (IPP +IPS).

Tableau 17: répartition de population selon IPP et IMP.

	Non parasitée	Mono parasitée	poly parasitée
Nombre des cas	90	51	9
Pourcentage	60%	34%	6%

On a trouvé 90 (60%) sujets non parasités, 51 (34)% sujets sont mono parasités et 9(6%) poly parasités.

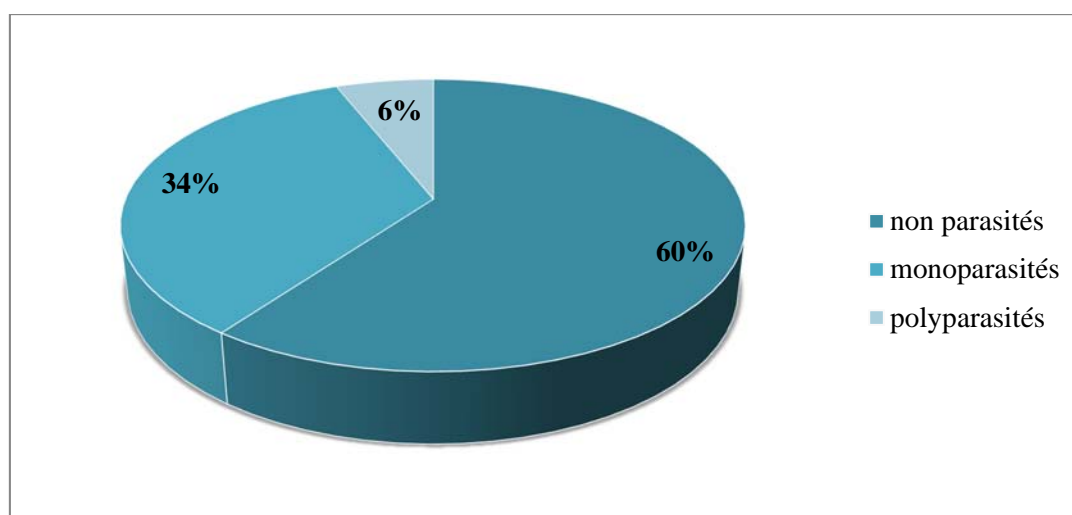


Figure 50: pourcentage de sujets parasités et non parasités.

➤ **Les associations parasitaires**

Sur 150 selles examinées nous avons obtenu 9 selles poly parasitées soit 6% des sujets examinés. Ces cas de poly parasitisme se répartissent comme suit :

- 3 amibes pures.
- 4 flagellés purs.
- 2 infestations mixtes (amibe + flagelle.)

Les différentes associations des espèces parasitaires retrouvées chez les 9 cas poly parasités signalés précédemment sont mentionnées dans le tableau suivant :

Tableau 18: les associations parasitaires.

	Flagellés		Associations	total
	Amibes pures	purs	mixtes	
Nombre de Cas de poly parasitisme	3	4	2	9
pourcentage	2%	2.66%	1.33%	6%

Discussion

Nous avons choisi d'étudier les parasitoses intestinales qui ont été effectuées chez les personnes travaillant au cuisines, d'âge moyen. Plusieurs auteurs de différents pays du monde ont souligné l'importance des manipulateurs d'aliments dans les transmissions des maladies d'origine alimentaire.

Notre choix a été inspiré par: les multiples conséquences négatives sanitaires et scolaires. Notre étude a été limitée par la non disponibilité de matériels pour pratiquer certaines techniques Coprologique comme la méthode de concentration des selles de KATO KATZ, MIFtout comme le passage unique pour l'analyse des selles.

La technique de Ritchie est une bonne technique pour la concentration de la majorité des éléments parasitaires. Cette méthode a corrigé la négativité de l'examen direct. En effet la recherche de ce protozoaire est meilleure sans avoir recours aux méthodes de concentration.

Dans notre étude, la prévalence des parasites intestinaux est de 40%, elle est plus élevée par rapport aux résultats des enquêtes réalisées dans d'autres pays; comme la Tunisie 17,5% (**BOURATBINE et al.**, 2004) ; Jordanie 3,5% (**ABDEL-DAYEM et al.**, 2014) ; Turquie (8,8%) (**GÜNDÜZ et al.**, 2008), Sari au nord de l'Iran (15,5%) (**MEHDI et al.**, 2015) et à Tlemcen (28.6%) (**OURAIBA et SEGHIR**, 2014) et au Sénégal (22.4%) (**DIOUF et al.**, 2016), Par contre, elle est plus faible que la prévalence enregistrée dans d'autres pays comme le Liban (57,8%) (**HAMZE**, 2004), à la Mecque en Arabie Saoudite (47,94%) (**MAJED et al.**, 2009), à la cafétéria des étudiants de l'Université d'Addis-Abeba (48,3%) (**MOHAMMEDAMAN et al.**, 2016), et au restaurant de l'université de Mekele en Ethiopie (49,4%) (**NIGUSSE et al.**, 2012). Des résultats similaires aux nôtres ont été enregistrés au Soudan (39,4%) (**HUMOD et al.** 2010) et à Gaza en Palestine (39,3%) (**AL-HINDI et al.**, 2012).

Ces différences des prévalences enregistrées dans ces diverses études peuvent être attribuables au statut socioéconomique, aux conditions climatiques, à la pauvreté, à l'hygiène personnelle et communautaire, à la population étudiée, à l'année au cours de laquelle ces enquêtes ont été menées et aussi à la politique sanitaire développée dans ces pays.

Dans notre étude, le parasitisme intestinal était dominé par les protozoaires avec un pourcentage de 100 %. Cette observation rejoint celles faites à Constantine par Bouhouche (72.41 %) (**BOUHOUCHE et al., 2009**), à Casablanca (97.05 %) (**JEMAAOUI et al., 1998**) et à Ouagadougou (79.3%) (**KIENTEGA, 2015**).

Cette étude a estimé que 40 % de la population étudiée hébergent des protozoaires intestinaux, cette fréquence est supérieure à celles retrouvées dans l'étude à Oran (**BENOUIS, 2012**), au Maroc (**EL GUAMRI et al ., 2009**), avec des prévalences de 19.96 %, 14.17 % respectivement.

La prévalence de la positivité en fonction du sexe montre que 32% de nos sujets étaient du sexe masculin. Par comparaison avec la littérature ce pourcentage est à ceux retrouvés à Oran par (**BENOUIS, 2012**), au Maroc (**EL GUAMRI et al ., 2009**) et en Italie (**CALDERARO et al, 2014**) avec des taux de 50 %, 52.80 % et 55.33 % respectivement. Ces faibles prévalences peuvent être expliquées par le fait que les autres études étaient effectuées sur une période plus courte (un moi) et un échantillonnage plus petit (150).

Giardia intestinalis représente l'espèce parasitaire la plus dominante avec une prévalence de 55.07 %.par contre Le *Blastocystis hominis* représente l'espèce parasitaire la plus dominante avec une prévalence de 74.60 %. (**BENOUIS, 2012**).

L'absence des formes végétatives s'expliquerait probablement par le retard de l'acheminement des prélèvements à l'hôpital, ce qui souligne l'importance de l'émission des selles au laboratoire.

Notre analyse n'a objectivé aucun cas de cryptosporidiose, ce qui concorde avec les résultats reportés par l'étude de Boufarik mais diffère de ceux d'Oran où la prévalence était de 0.4% et 0.2% respectivement (**CHEIKHROUHOU et al ., 2009** et **BENOUIS, 2012**). Cette absence peut être justifiée par le faible nombre de cas d'immunodéprimés inclus dans notre travail et la courte durée de l'étude.

Nos résultats montrent que les deux espèces pathogènes isolées (*Entamoeba coli* et *Giardia intestinalis*) ne représentent que 20.66 % et 25.33 % respectivement, ce qui est comparable avec ceux retrouvés au Maroc par El Guamri et al (23.74 % et 22.71 %).

Ce taux faible pourrait être expliqué par l'amélioration du niveau de vie et de l'hygiène de notre population.

Dans cette étude, 34 % des sujets présentent un monoparasitisme et 6 % un polyparasitisme, par contre, le monoparasitisme au Maroc et à Oran représente un pourcentage de 89,27 % et 84.5 % respectivement (**BENOUIS, 2012 et ELGHAMRI et al ., 2009**).

➤ *Giardia intestinalis*

Nous avons trouvé un taux de positivité de 25.33% dans notre étude. Ce taux a sans doute été sous-estimé en raison des périodes muettes de cette parasitose. Cependant ce taux est supérieur à celui de 14,5% trouvé dans la vallée du fleuve Sénégal en Mauritanie (**URBAN et al. 1997**) et à celui de 14% trouvé en Amazonie Colombienne (**PENOT, 1978**). BOURBE avaient trouvé un taux de 17% en Amazonie péruvienne (**BOURDERIOUX, 1983**).

Il s'agit d'une parasitose cosmopolite dont les variations importantes de prévalence s'expliquent par celles des conditions locales de vie et d'environnement.

➤ *Entamoeba coli*

C'est le protozoaire le plus fréquemment retrouvé: 20.66 % des cas dans notre échantillon, à Ouagadougou (**TIENDREBEOGO, 1992**) avaient trouvé respectivement des taux de 38,5%. Il s'agit certes d'une amibe non pathogène, mais sa prévalence élevée reflète la pollution fécale de l'environnement.

Dans notre étude nous avons noté l'absence des helminthes, par contre le taux d'infestation par des helminthes au BURKINA FASO est 72.6 % (**SOMDA, 1999**).

Notre étude c'est un contrôle de routine pour prévenir les élèves et les étudiants universitaires contre la parasitose et pour inhiber leur transmission donc il est pour le but de rechercher les pourtours sains (sujets asymptomatiques) ce n'est pas les malades.

Bien que la majorité des manipulateurs d'aliments possèdent les compétences et les connaissances pour gérer les aliments en toute sécurité, la mauvaise pratique de l'hygiène alimentaire ont été impliquées dans la plupart des épidémies d'intoxication alimentaire.

Conclusion

Les parasitoses intestinales constituent un indicateur du niveau d'hygiène d'une population. Leur épidémiologie est liée au péril fécal, ce qui explique que les pays en développement sont les plus concernés.

Notre étude consiste à évaluer la prévalence des protozoaires intestinaux diagnostiqués au laboratoire d'hygiène de Bouira sur une période de 30 jours.

150 échantillons, proviennent des personnes adultes, ont pu faire l'objet d'un examen parasitologique des selles ; examen direct avec ou sans coloration et un examen après enrichissement, dont 32 manipulateurs (31.22 %) au sein des restaurants d'école primaire ,28 manipulateurs (18.66 %) au sein restaurant de CEM ; 20 manipulateurs (13.33 %) au sein d'école secondaire et 70 manipulateurs (46.66 %) travaillée au sein de restaurant universitaire.

On remarque que l'EPS est demandé le plus souvent chez les manipulateurs travaillant au sein des restaurants universitaires avec une proportion de 46.66 % et le nombre des flagellés (*Giardia intistinalis*)38 (55.07 %)trouvé est plus fréquent que celui des rhizopodes (*Entamoeba coli*) 31 (44.92 %).

Il convient à noter que ce type d'examen est plus demandé chez les chefs des cuisines qui sont majorité du sexe masculin.

Après l'analyse macroscopique de 150 échantillons de selles .On remarque une absence de formes adultes: ascaris, oxyrure, anneaux de ténias.

Il convient à noter que le pourcentage des sujets parasités du sexe masculin plus élève que ce lui des sujets parasités du sexe féminin

Notre étude met en lumière l'importance du péril fécal et la nécessité de mettre en place le des mesures de préventions individuelles et collectives, des règles d'hygiène applicable au personnel manipulateur des aliments ils conviendraient donc d'orienter les efforts vers les dépistages l'éducation sanitaires du peuple.

Une moyenne prévalence dans notre étude liée aux conditions de vie et aux comportements humains (mauvaise hygiène). Le retentissement sur la santé n'est pas négligeable en particulier lorsque s'y ajoute une malnutrition.

On préconise des visites médicales pour le dépistage éventuel des porteurs sains qui sont nécessaires, afin d'insaturer le traitement adéquat et d'assurer la prévention des toxi-infections alimentaires collectives.

Si d'autre études se font sur un grand échantillon, une période plus longue et visent plusieurs daïras de la wilaya de la Bouira ; les résultats vont être concluant et donnent une réelle appréciation sur le problème des protozooses intestinales au niveau de cette région.

Conclusion

En outre, le renforcement technique de laboratoire parasitologie est nécessaire pour l'évaluation et l'identification des espèces parasitaires intestinales.

A la fin on peut espérer que ce travail sert comme une référence bibliographique dans d'autres études traitant le même sujet.

Annexe 01



Schema représentant les éléments non parasitaires

① - Cristal de Charcot-Leyden.	⑪ - Actinopore (bactérien)
② - Biatocystis.	⑫ - Trachoides vicia de face
③ - levure.	⑬ - Amidon cru
④ - Cellule de rosée. (cellule urticante)	⑭ - Spore d'artichaut
⑤ - Poil végétal.	⑮ - Spore de vigne
⑥ - Fragment de viande mal digère.	⑯ - Vain ②
⑦ - Fragment de viande bien digère. (corps de Nöthnagel)	⑰ - Asper et spores de morille
⑧ - Cellules palissadiques. (légumineuses)	⑱ - Cristal de phosphate ammoniaco-magnésien.
⑨ et ⑫ - Verrucosa spirale.	⑳ - Spore de truffe.
⑩ - Saxons.	㉑ - Spore de Lycopode.
	㉒ - Cristal d'oxalate.
	㉓ - Spore de Tillaria (coris du N°)

FLAGELLES
Giardia lamblia intestinalis

Giardia lamblia intestinalis
Forme végétative 15-25 / 8-10
Cyste 12-18 / 7-8

Chilomastix mesnili
Forme végétative 15-25 / 8-10
Cyste 12-18 / 7-8

Retortomonas hominis
Forme végétative 10-15 / 7-8
Cyste 5-6 / 4-5

Entamoeba hominis
Forme végétative 10-15 / 7-8
Cyste 6-7 / 4-5

Annexes

Annexe 02: technique de diagnostique parasitologique

Recherche des trophozoites et des kystes dans les selles par :

- Examen direct en présences d'une solution iodo-iodurée
- Methode au M.I.F(Merthiolate. Iode. Formol) de Sapero ,Lawless et Strome pour conservation et coloration des forme des parasites .
- Methode de brooke et Goldmen(fixation des trophozoites)
- Examen apres concentration :methode de Bailenger /Ritchie

Recherche des oocystes dans les selles par :

- Technique de Ziehl- Nielsen

Recherche des spore dans les selles par :

- Technique de coloration au trichome .concentration avec coloration par un flurochrome

Recherche des œuf dans les selles par :

- Examen direct en présences de solution iodo- iodurée.
- Examen après concentration :Ritchie .
- Méthode de flottation .

Recherche des segmentes des gravidés emryophore dans les selles par :

- Examen direct en présences de solution iodo –iodurée.
- Examen apres concentration :Ritchie .
- Teste de scotche anal.

Recherche des larves rhabditoides dans les selles par :

- Examen direct en presence de solution iodo- iodurée .
- Technique de Bearman(concentration des larves).
- Coproculture sur charbon ou papier filtre pour

Bibliographie



ABDEL-DAYEM.M; AL ZOU'BL.R; REHAN BANI HA., (2014). Microbiological and parasitological investigation among food handlers in hotels in the Dead Sea area, Jordan. *Journal of Microbiology, Immunology and Infection*. PP. 377-380.

ADJETEY T et al. (1997). Helminthiases intestinales :résultat de cinq années de coprologie parasitaire.médecine .d'Afrique noire. PP. 415-419.

AL-HINDI A., ABDELRAOUF A., NAREMAN A., ISLAM H., AL-SHIMAA S., (2012). Occurrence of Intestinal Parasites and Hygiene Characters among Food Handlers in Gaza Strip, Palestine» *Annals of Alquds Medicine Issue 8*. PP. 2-13.

ANN O'FEL., (1982). Parasitologie-Mycologie. Maladies parasitaires et fongiques. Paris: Edition C et R, 349 p.

ANOFEL., (2010). Parasitologie médicale, généralités et définitions. Université Médicale Virtuelle Francophone,4p.

ANOFEL., (2014). Anguillulose. Université Médicale Virtuelle Francophone. PP.3-11.

ANOFEL., (2014). Parasitoses et mycoses des régions tempérées et tropicales. La 2ème ed. PP.111-66.

ANOFEL., (2015). Giardiose. Université Médicale Virtuelle Francophone. PP.5-4.

ANSM., (2015). Résumé des caractéristiques du produit. Flubendazole.



BACHI F., (2014). Cours de coprologie parasitaire. Institut Pasteur d'Algérie, Service Biologie Parasitaire). PP.20-5.

BENOUIS A, BEKKOUCHE Z, BENMANSOUR Z., (2013). Etude épidémiologique des parasitoses intestinales humaines.Oran (Algérie). *International Journal of Innovation and Applied Studies*. 613p.

BENOUIS A., (2012). Etude épidémiologique des parasitoses intestinales humaines dans la région d'Oran. [Mémoire de Magister, Ecologie et biodiversité des parasites]. Oran.

BENOUS A., (2011). Étude épidémiologique de parasitose intestinale. Oran. 80 p.

BOUCHAUD O, AUMAITRE H., (1999). Diagnostic et traitement des parasitoses digestives (sauf amibiase). EMC- maladies infectieuses. PP. 99-18.

Références bibliographiques

BOUHOUCHE I, ALLOUACHE B, FENDRI AH., (2009). Les parasitoses intestinales dans une école primaire. Journée nationale de parasitologie, Constantine.

BOURATBINE A., BEN ABDALLAH R., SIALA E. AL., (2004). Etude de l'état d'hygiène des restaurants universitaires de la région de Tunis et des facteurs déterminants le portage des germes intestinaux chez les manipulateurs des denrées alimentaires. PP. 23-32.

BOURDERIOUX C., (1983). Guide pratique du laboratoire de médecine tropicale. Paris: Doin éditeurs.144 p.

BOUREE P., (1983). Aide-mémoire de parasitologie et de pathologie tropicale. Paris:Flammarion Médecine-Sciences. 289 p.

BOUREE P., (2001). Aide mémoire de parasitologie et de pathologie tropicale. Flammarion Médecine-sciences, Paris.

BOURGEADE A, DAVOUST B, GALLAIS H., (1992). Des maladies animales aux infections humaines, Médecine d'Afrique Noire.

BRUMPT L., BRUMPT V., (1967). Travaux pratiques de parasitologie.7è édition.Paris: Masson et Cie Editeurs.403 p.

BUSSIERAS J, CHERMETTE R., (1988). Anthelminthiques vétérinaires. Abrégé de parasitologie vétérinaire, fascicule III. Paris. PP. 251-260.

C

CALDERARO A, MONTECCHINI S, ROSSI S ET al ., (2014). Intestinal parasitoses in a tertiary-care hospital located in a non-endemic setting during 2006–2010. Infectious Diseases. 264 p.

CAUMES J., CHEVALIER B. KLOTZ F., (2002). Oxyures et oxyuroses. EMC-Maladies Infectieuses. PP. 515-8.

CHEIKHROUHOU F, TRABELSI H, SELLAMI H, MAKNI F, AYADI A., (2009). Parasitoses intestinales dans la région de sfax (sud tunisien) étude rétrospective. Rev Tun Infectiol. PP.14-18.

CINQUETTI G. M.-P.MASSOURE, P.REY., (2012). Traitement des parasitoses digestives (amoebiose exclue). Elsevier Masson).Encyclopédie médico-chirurgicale. PP. 8-15.

D

DELPY R., KLOTZ F., (2005). Cestodoses adultes. Elseviersas. PP. 12-4.

DIOUF J, SOW D, NDONGO AA , NIANG K , NDIAYE J., (2016). Persistance des géohelminthes en milieu hospitalier pédiatrique dans la banlieue dakar Sénégal. 4p.

DOMINIQUE C., (2007). 2ème cycle des études médicales. Enseignement de parasitologie et mycologie. Faculté de médecine de Nantes. PP.105-74.

DUFLO B., et al., (1993). Médecine tropicale .5^{ème} édition. Paris, Flammarion, p23.

DURAND F, BRENIER-PINCHART P, PELLOUX H., (2004). Parasitoses digestives: lambliaose, taeniasis, ascaridiose, oxyurose, amibiase, hydatidose. Corpus médical-faculté de médecine de Grenoble.

E

EDOUARD B, BOHAND X, MASLIN J., (2004). Médicaments des infections à protozoaires (paludisme exclu). EMC-Maladies infectieuses. PP.293-301.

EL GUAMRI Y, BELGHYTI D, ACHICHA A ET AL., (2009). Enquête épidémiologique rétrospective sur les parasitoses intestinales au Centre hospitalier provincial El Idrissi (Kénitra, Maroc) bilan de 10 ans (1996-2005). Ann Biol Clin. . PP. 191-202.

F

FLOURIE B, SUD L, BELLAICHE G, BALLANGER CR, BISMUTH M., (2003). Indications des examens de selles chez l'adulte. Gastroenterol Clin Biol. PP. 627-42.

G

GALEAZZI G., BOUGE S., MICHEL C., (1991). Diagnostic des parasitoses digestives. Editions techniques E.M.C. Gastro-entérologie. Paris. 8p.

GENTILINI M., DANIS M., BRÜCKER G., DUFLO B., RICHARD-LENOBLE D., (1983). Diagnostic en parasitologie. Paris. 153 p.

Références bibliographiques

GEORGE A; EKUA A., (2011). Evaluation of Food Hygiene Knowledge Attitudes and Practices of Food Handlers in Food Businesses in Accra, Ghana. Food and Nutrition Sciences. PP. 830-836.

GOLVAN Y J., (1974). Eléments de parasitologie médicale. 2è édition. Paris: Flammarion Médecine-Sciences.599 p.

GUILLAUME V., (2007). Fiches pratiques (Autoévaluation et Manipulations), éditions De boeck et Laciens. PP.147-3.

GÜNDÜZ T, LIMONCU ME , CÜMEN S , ARI A , SERDAĞ E , TAY Z., (2008). The prevalence of intestinal parasites and nasal S. aureus carriage among food handlers. J Environ Health.10 p.

H

HADJ MOHAMMED F Z., (2017). Etude de la prévalence des parasitoses intestinales chez l'enfant diagnostique. Telemcen, 68p.

HAMZE.M, NAJA.M, MALLAT.H., (2014).Analyses biologiques réalisées chez des travailleurs dans le secteur alimentaire au nord du Liban. Eastern Mediterranean Health Journal. PP. 25-31.

HUMODI. AS, HATIM. HH., (2010).«Bacteriological and Parasitological Assessment of Food Handlers in the Omdurman Area of Sudan.» Journal of Microbiology, Immunology and Infection 1. PP. 70–73.

HUSSEIN AS., (2011).prévalence of intestinal parasite amongschool Childe .Palastine.Tropical Médecine and International Health. PP. 240-244.

J

JACQUEMIN P., JACQUEMIN J.L., (1987). Parasitologie clinique. 3è édition. Paris: Masson. 273 p.

JEMAAOUI I., (1998). Parasitoses intestinales au C.H.U. Averroès-Casablanca entre 1995-1996. Thèse de doctorat en pharmacie Rabat. 16 p.

K

KIENTEGA T., (2015). Parasitoses intestinales en milieu scolaire et détection de *Giardia intestinalis* par PCR en temps Réel au Burkina Faso. Mémoire Pour l'obtention du Master II.

KONE-BAMBA D, PELISSIER Y, OZOUKOU Z, OUAO D., (1987). Etude de l'activité hémostatique de quinze plantes médicinales de la "Pharmacopée Traditionnelle Ivoirienne". *Plant Méd Phytothér.* PP.122-30.

L

LACLOTTE C, OUSSALAH A, REY P, BENENANE M, PLUVINAGE N, CHEVAUX J-B., (2008). Helminthes et maladies inflammatoires chroniques intestinales. *Gastroentérologie clinique et biologique.* 74 p.

LAMAND V, SPADONI S, BOHAND X., (2014). Médicaments antiparasitaires (paludisme exclu). *EMC-Maladies Infectieuses.* PP. 1-10.

LATEEF, M., S. A. ZARGAR., (2008). "Successful treatment of niclosamide-and praziquantel-resistant beef tapeworm infection with nitazoxanide." *International Journal of Infectious Diseases .* PP. 80-82.

LEBER AL., NOVAK-WEEKLEY S., (2011). Intestinal and urogenital amebae, and ciliates. *Manual of Clinical Microbiology.* Edition American Society of Microbiology. 71 p.

LORGERIL MD., (2011). Infection à *Blastocystis hominis*: épidémiologie, physiopathologie, contrôle: [thèse de l'université de Limoges]Faculté de pharmacie.

LOUTAN, L GETAZ F CHAPPUIS L., (2007). Parasitoses intestinales et hépatiques: diagnostic et traitement. Suisse. 14 p.

M

MAGNE D, SAVEL J, GOBERT G., (1996). Flagelloses intestinales. *EMC- Maladie infectieuse.* 9 p.

MAJED H., WAKIDESAM I., AZHARTARIQ A., ZAFAR., (2009) Intestinal Parasitic Infection among Food Handlers in the Holy City of Makkah During Hajj Season 1428 Hegira (2007G). PP. 39-52.

MBAYE B, KLOTZ F., (2003). *Ascaris* et ascariidose. *EMC-maladies infectieuses.* PP.5-3.

Références bibliographiques

MEHDI S., DARYANI A., ELHAM KIA., REZAEI F., MEHRDAD N., MOHTARAM N., (2015). Prevalence of intestinal parasites among food handlers of Sari, Northern Iran. Rev. Inst. Med. Trop. Sao Paulo. PP. 139-144.

MOHAMMEDAMAN M., GETANEH A., (2016). Prevalence and factors associated with intestinal parasitic infections among food handlers of Southern Ethiopia: cross sectional study. BMC Public Health. PP. 2-7.

MOULINIER C., (2003). Parasitologie et mycologie médicales. Paris : Lavoisier.

N

BELHAMRI N., (2015). Profil épidémiologique des parasitoses intestinales au service de Parasitologie Mycologie à l'Hôpital Militaire. Maroc.20p.

NIGUSSE.D, KUMIE.A., (2012). Food hygiene practices and prevalence of intestinal parasites among food handlers working in Mekelle university student's cafeteria, Mekelle. Global Advanced Research Journal of Social Science. PP. 65-71.

NOZAIS J.P, DANIS M., GENTILINI M., (1996). Maladies parasitaires. Paris: ESTEM. 165 p.

NOZAIS JP, DATRY A, DANIS M., (1987). Traité de parasitologie médicale. In: (Paris : Pradel). 32p.

O

OMS., (1982). Infections intestinales à protozoaires et à helminthes: Rapport d'un Groupe Scientifique de l'OMS. Série de Rapports Techniques.666 p.

OMS., (1993). Parasitologie médicale : techniques de base pour le laboratoire. Genève. 63 p.

OURAIBA I. SEGHIR N., (2014). Evaluation de la fréquence des parasitoses intestinales chez les enfants scolarisés. PP.94-90.

P

PASCAL B, BRUNO P, ISABELLE V, RENE CH., (2014). Risques parasitaires liés aux aliments d'origine animale. Rev française des laboratoires. 348 p.

Références bibliographiques

PENOT C., PICOT H., GRILLOT M.L., (1978). Exercice de la médecine chez les Indiens d'Amazonie Colombienne. Epidémiologie des parasitoses intestinales. Bull. PP. 334-341.

PETITHORY J.C., (1998).Amibes et flagellés intestinaux, amibes oculaires leur diagnostic microscopique. Cahier de formation biologie médicale. PP. 174-180,

POIRRIEZ I, SMITZIS-LE FLOHIC A.M, JACQUEMIN I.L. (1992). Les parasitoses intestinales. II: Les helminthiases intestinales cosmopolites à transmission orale. Concours médical. PP. 2386-2588)..

POIRRIEZ J., SMITZIS-LE FLOHIC A.M, JACQUEMIN J.L., (1992). Les parasitoses intestinales. Concours médical. PP. 2585-2588.

R

RIPERT C. NEVES L, APRIOU M. TRIBOULEY J. TRIBOULEYDURET J., HAUMONT G., (1996).Trouve B. Epidémiologie de certaines endémies parasitaires dans la ville de Guadalupé. Prais. PP. 252-258.

ROUSSET JJ., (1996).Copro-Parasitologie Pratique. Paris: ESTEM.

S

SOMDA M ., (1999).Les parasitoses intestinales chez l'adulte dans le département de dessin. BURKINA FASO.20p.

SOMDA M., (1998). Les parasitoses intestinales chez l'adulte dans le département de dessin.BURKINA FASO. PP. 31-32.

STENGER CH., (1995). Cahiers pratiques de laboratoire. Coprologie parasitaire. Union Nationale des Techniciens Biologistes-Association internationale des techniciens Biologistes-France. 55p.

STENZEL D., (1996). Blastocystis hominis. Rev Clin Microbiol. PP.563-84.

T

THIVIERGE K., (2014). Identification morphologique des parasites intestinaux.Institut nationale de santé publique.

TIENDREBEOGO S.R.M., (1992). Parasitoses intestinales et bilharziose urinaire en milieu scolaire dans la ville de Ouagadougou (Burkina-Faso). Thèse de médecine.Ouagadougou.

U

URBAN C., TOURE A., HAMED A.O, ALBONICO M., KANE I.,CHEIKNA D., HAMED N.O.(1997) MONTRESOR A., SAVIOU L., (1997). Parasitoses intestinales et schistosomiases dans la vallée du fleuve Sénégal en République Islamique de Mauritanie. PP. 157-160.

V

VICTOR B. KANOBANA K., (2012). Proteomic analysis of *Taenia solium* métacéstode excretion secretion proteins. Proteomics. PP. 1860-1869.

W

WERY M., (1995). Protozoologie médicale. Bruxelles: Edition De Boeck et Larcier S.A. PP. 78-273.

Résumé

Cette enquête a été entreprise pour évaluer la prévalence des parasitoses intestinales chez le personnel des cuisines adressés au laboratoire d'hygiène de bouira.

L'étude s'est déroulée du 14 Mars au 07 Mai 2019 au niveau du laboratoire, elle a concerné 150 personnes adultes. Chaque personne a bénéficié d'une analyse parasitologique complète des selles comprenant un examen macroscopique et microscopique ainsi qu'une technique d'enrichissement.

La prévalence estimée des protozooses intestinales est de 40 %. Les parasites intestinaux recensés sont par ordre de fréquence : *Giardia intestinalis* 55.07 % et *Entamoeba coli* 44.94%.

Nos résultats mettent en évidence la fréquence élevée des parasitoses intestinales diagnostiquées au laboratoire et démontrent la nécessité du développement des mesures préventives.

Mots-clés: protozooses intestinales, Prévalence, Examen parasitologique des selles.

Summary

The purpose of this study was to assess the prevalence of intestinal parasitosis infections in chefs of the kitchen admitted in the hygiene laboratory of Bouira.

To reach such an aim, a transversal descriptive analysis has been conducted. The period of this study last seven months from 14 March to 07 may 2019. Parasitic Stool Test which included macroscopic, microscopic examinations and enrichment culture were used to analyze stool specimens collected from 150 patients.

The results have shown that 40 % of nobody presented intestinal parasitosis. The infection rate of intestinal protozoa by the species was as follows: *Giardia intestinalis* 55.07 %, *Entamoeba coli* 44.94 %

On the highlight of the results shown, we can conclude that Bouira town is remarkably affected by the intestinal protozoan Infection.

Key-words: Intestinal protozoa infections, prevalence, Parasitic Stool Test.

ملخص

تم إجراء هذه الدراسة لتقييم مدى إنتشار الطفيليات المعوية لدى عمال المطبخ في مختبر علم الصحة في مؤسسة الصحة العمومية.

امتدت هذه الدراسة من 14 مارس إلى 07 ماي 2019 وقد اشتملت 150 شخصا وقد خضع كل شخص لفحص كامل الفضالات بما في ذلك الفحص العيني والمجهري وكذا تقنيات التركيز.

نسبة إنتشار الطفيليات المعوية قدرت 40. الطفيليات التي تم تحديدها هي حسب الترتيب التالي:

Giardia intestinalis 55.07 % و *Entameoba coli* 44.94 %

النتائج المحصل عليها في هذه الدراسة تسلط الضوء على انتشار العدوى الطفيلية المشخصة في المختبر وتدل على ضرورة وضع التدابير الوقائية اللازمة.

كلمات-البحث: الطفيليات المعوية, نسبة انتشار, فحص الفضلات.

Résumé
