

الجمهورية الجزائرية الديمقراطية الشعبية
République Algérienne Démocratique et Populaire
وزارة التعليم العالي والبحث العلمي
Ministère de l'Enseignement Supérieur et de la Recherche Scientifique
جامعة 8 ماي 1945 قالمة
Université 8 Mai 1945 Guelma
Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie, Sciences de la terre et de l'Univers



Mémoire En Vue de l'Obtention du Diplôme de Master

Domaine: Sciences de la Nature et de la Vie
Spécialité/Option: Parasitologie
Département: Biologie

Thème : Etude des parasites intestinaux chez L'Homme et les Ovins dans la région de Guelma

Présenté par :

Mme : Bouragba Awatef
Melle : BenAissa Khaoula
Melle : Kerdoussi Maroua

Devant la commission composée de :

Mme : Hamdiken M	Présidente	Université de Guelma
Mme : Djebir S	Examineur	Université de Guelma
Mme : Zerguine Karima	Encadreur	Université de Guelma
Me : Bouchlaghem M	Membre	Université de Guelma
Me : Ksouri S	Membre	Université de Guelma
Mme : Benrbiha	Membre	Université de Guelma
Mme : Fetni A	Co-encadreur	Hôpital Ibn Zohr, Guelma

Juin 2017

Remerciements

Remerciant tout d'abord le bon dieu le tout compatissant, le tout miséricordieux de nous avoir donné la force pour réaliser ce travail.

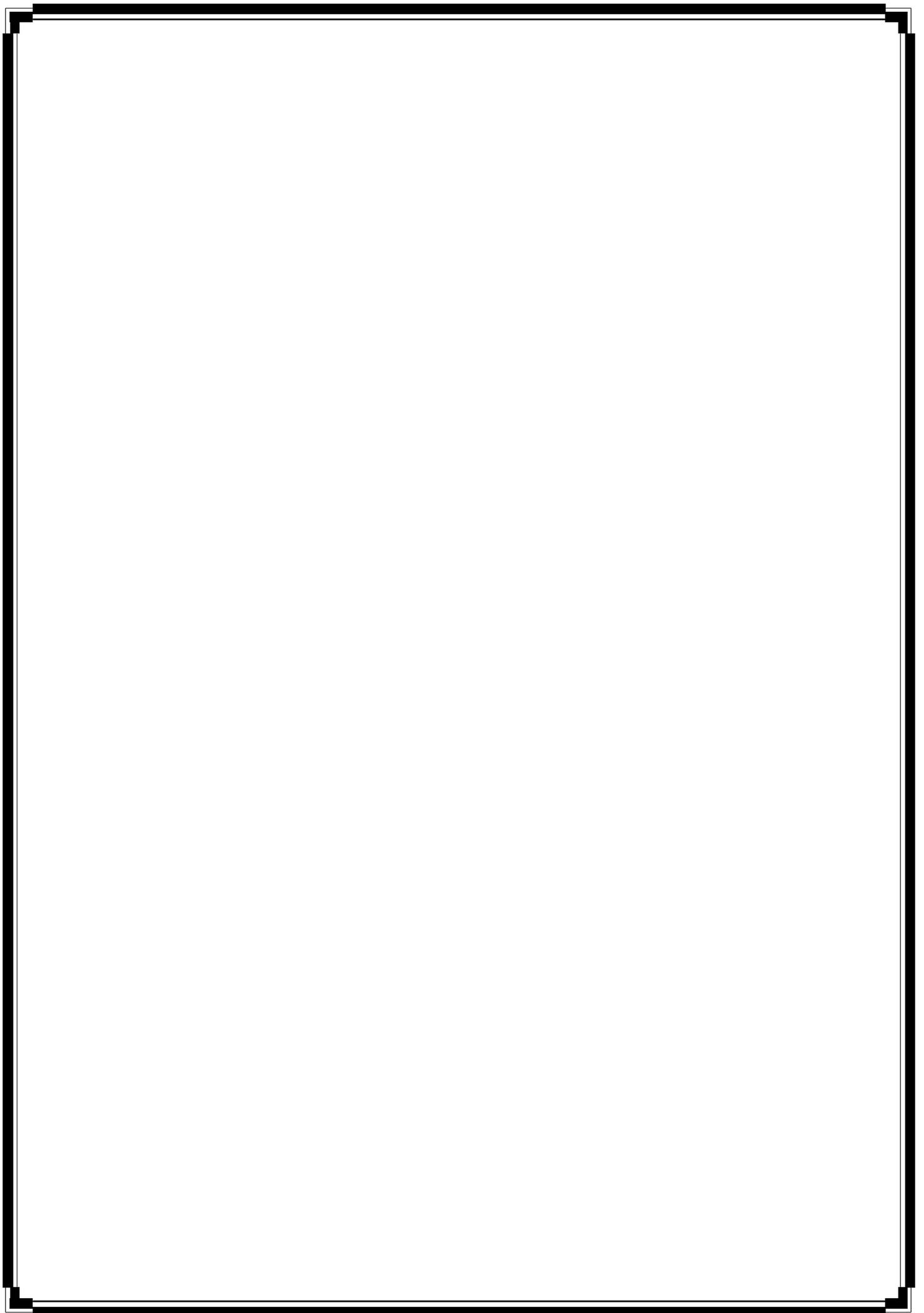
Nous tenons tout particulièrement à remercier vivement Mme (Hamdikane), à l'Université de Guelma d'avoir accepté d'examiner et de présider le jury.

Nous nous exprimons nos sincères remerciements à Madame (Djebir), à l'université de Guelma d'avoir accepté d'examiner et de juger ce travail.

Nous remercions d'une façon toute particulière notre encadreur Mme Zerguine Karima de nous avoir accordé l'honneur de diriger ce travail.....

Nos remerciements plus particulièrement Mme Righi Souad, Mr Makhlouf Amine et aussi à toutes les personnes qui ont contribué de près ou de loin à la réalisation de ce travail.

Je remercie vivement Mme Amira Fetni, Dr de Parasitologie et Mycologie au C.H.U. de Guelma à qui j'adresse ma plus haute considération, gratitude et reconnaissance pour m'avoir ouvert les portes de son service pour le bon déroulement de mon stage.



Liste des figures

Figures	Titres	pages
1	les étapes de l'examen direct à l'état frais	28
2	Méthode de Ritchie (A : avant centrifugation ; B : Après centrifugation)	29
3	les étapes de la technique de kato	30
4	Situation géographique de la wilaya Guelma	31
5	localisation des fermes échantillonnées (ferme A : Ain Makhoulouf ; ferme B : Bouati Mahmoud ; ferme C : Guelma ; ferme D : Hammam Debaghe ; ferme E : Hammam N'bail ; ferme F : héliopolis ; ferme G : Oued zenati ; ferme H : Rokniya).	33
6	Les étapes de prélèvement d'excréments	34
7	Les étapes de la technique de flottation	35
8	Les étapes de la méthode de sédimentation	37
9	Les étapes de méthode McMaster	38
10	Fréquence des résultats positifs selon les tranches d'âge chez homme (pendant la période 2016-2017 au sein de la wilaya de Guelma)	39
11	Fréquence des cas positifs selon le sexe chez homme (pendant la période 2016-2017 au sein de la wilaya de Guelma)	40
12	Les parasites observés chez homme (pendant la période 2016-2017 au sein de la wilaya de Guelma).	42
13	Répartition des Protozoaires et Helminthes chez homme (pendant la période 2016-2017 au sein de la wilaya de Guelma)	45
14	Fréquence et répartition selon les espèces de parasites observées chez homme (pendant la période 2016-2017 au sein de la wilaya de Guelma)	45
15	Fréquence des ovins porteurs de parasites intestinaux dans la région de Guelma chez ovins (pendant la période février, mars,	47

	avril 2017 de la wilaya de Guelma)	
16	Fréquence des résultats positifs par d'âge chez ovins (pendant la période février, mars, avril 2017 de la wilaya de Guelma)	48
17	Fréquence des résultats positifs par sexe chez ovins (pendant la période février, mars, avril 2017 de la wilaya de Guelma)	48
18	Fréquence des parasites intestinaux chez les ovins par commune de résidence (pendant la période février, mars, avril 2017 de la wilaya de Guelma)	49
19	Les parasites observés chez ovins (pendant la période février, mars, avril 2017 de la wilaya de Guelma)	51
20	Fréquence des parasites intestinaux en fonction du sexe chez ovins (pendant la période février, mars, avril 2017 de la wilaya de Guelma)	53
21	Comparaison des prévalences des parasites intestinaux identifiés dans la région chez ovins (pendant la période février, mars, avril 2017 de la wilaya de Guelma)	53

Liste des Tableaux

Tableaux	Titres	pages
1	Fréquence mensuelle chez homme (pendant la période 2016-2017 au sein de la wilaya de Guelma)	40
2	Répartition des espèces de parasites par tranches d'âge chez homme (pendant la période 2016-2017 au sein de la wilaya de Guelma)	43
3	Répartition des espèces parasites par le sexe chez homme (pendant la période 2016-2017 au sein de la wilaya de Guelma)	44
4	Fréquence mensuelle des parasites chez ovins (pendant la période février, mars, avril 2017 de la wilaya de Guelma)	49
5	Fréquence des parasites intestinaux par groupe d'âge chez ovins (pendant la période février, mars, avril 2017 de la wilaya de Guelma)	52
6	Fréquence des parasites selon les méthodes utilisées chez ovins (pendant la période février, mars, avril 2017 de la wilaya de Guelma)	54

Sommaire

Liste des Figures

Liste des Tableaux

Introduction..... 1

Chapitre I : Diagnostic

1. Diagnostic des parasites intestinaux..... 2

1.1. Diagnostic clinique..... 2

1.2. Diagnostic parasitologique..... 2

1.2.1. Examen macroscopique..... 2

1.2.2. Examen microscopique..... 2

Chapitre II : Les parasites intestinaux

1. Les parasites intestinaux humains..... 7

1.1. Protozoaires..... 7

1.1.1. Classe des Rhizopodes..... 7

1.1.2. Classe des Flagellés..... 9

1.1.3. Classe des Coccidies..... 11

1.1.4. Classe des Ciliés..... 12

1.2. Groupe des Helminthes..... 13

1.2.1. Les Nématodes..... 13

1.2.2. Les cestodes..... 14

2. Les parasites intestinaux chez ovins..... 15

2.1. Les protozoaires..... 15

2.1.1 Famille des Hexamitidae..... 15

2.1.2. Famille de *Cryptosporidiidae*..... 15

2.1.3. Famille d'*Eimeriidae*..... 16

2.2. Les Helminthes..... 17

2.2.1. Némathelminthes..... 17

2.2.2. Plathelminthes..... 22

Chapitre III : Matériel et méthodes

1. chez l'Homme..... 26

1.1 Objectifs de l'étude.....	26
1.2. Patients et matériel.....	26
1.2.1. Lieu et période d'étude.....	26
1.2.2. Population d'étude.....	26
1.2.3. Prélèvement des selles et technique d'examen.....	26
1.3. Méthodes.....	26
1.3.1. Examen macroscopique.....	26
1.3.2. Examen direct à l'état frais.....	27
1.3.3. Méthode de Ritchie.....	28
1.3.4. Méthode de Kato.....	29
2. chez les ovins.....	30
2.1. Objectifs de l'étude.....	30
2.2. Période d'étude	30
2.2.1. Données climatiques.....	31
2.2.2. Races Ovines Exploitées.....	31
2.2.3. Traitement anthelminthique.....	32
2.2.4. Type d'élevage.....	32
2.2.5. Fermes exploitées.....	32
2.2.6. Prélèvement d'excréments ou de fèces.....	33
2.3. Matériel de laboratoire.....	34
2.4. Méthodes d'analyse coproscopique.....	34
2.4.1. Technique de flottation.....	34
2.4.2. Technique de sédimentation.....	36
2.4.3. Méthode de Mac Master.....	37

Chapitre IV: Résultats

1. chez l'Homme.....	39
1.1. Etude des patients de notre série.....	39
1.1.1. Prévalence selon l'âge.....	39
1.1.2. Prévalence selon le sexe.....	39
1.1.3. Fréquence des résultats par mois de consultation.....	40
1.2. Type des parasites intestinaux.....	41
1.2.1. Fréquence des espèces de parasites selon les tranches d'âge.....	43

1.2.2 .Fréquence des espèces de parasites selon les groupes sexes.....	43
1.2.3. Fréquence globale selon les groupes parasitaires.....	44
1.2.4. Fréquence des espèces parasites.....	45
2. chez les ovins.....	47
2.1 .Fréquence des résultats positifs.....	47
2.1.1. Prévalence selon d'âge.....	47
2.1.2. Prévalence des parasites intestinaux selon le sexe.....	48
2.1.3. Répartition en fonction du lieu de résidence.....	48
2.1.4. Fréquence des résultats par mois de consultation.....	49
2. 2. Type des parasites intestinaux.....	50
2.2.1 .Répartition des espèces en fonction de l'âge des moutons.....	52
2.2.2. Répartition en fonction du sexe.....	53
2.2.3. Fréquence des parasites selon les fermes de résidence.....	53
2.2.4. Méthodes d'échantillonnage des parasites intestinaux.....	54

Chapitre V : Discussion

1. chez l'homme.....	55
1.1. Le but.....	55
1.2. Prévalence des parasitoses intestinales.....	55
1.3. Prévalence en fonction de l'âge des patients.....	55
1.4. Prévalence en fonction du sexe des patients.....	56
1.5. Prévalence des protozoaires et des helminthes.....	56
2. chez les ovins.....	58
2.1. Le but.....	58
2.2. Espèces de parasites.....	58
2.3. Prévalence des parasitoses intestinales selon l'âge.....	59
2.4. Prévalence des parasitoses intestinales selon le sexe.....	59
2.5. Prévalence des parasitoses intestinales selon la saison.....	60
2.6. Description et les modes d'élevage.....	61

Conclusion..... 63

Références bibliographiques..... 64

Résumé

Abstract

تلخيص

Introduction

Les infections parasitaires intestinales constituent un sérieux problème de santé public, dans le monde surtout en Afrique où la promiscuité, le manque d'eau potable et d'installations sanitaires se font sentir (Ndiaye, 2006).

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

Le tube digestif de l'être humain et des animaux peut être colonisé par diverses espèces parasitaires. Cette variation due à différents facteurs notamment environnementaux et socio-économiques et/ou ceux liés aux habitudes alimentaires de la population (laamrani, 1999), et peut être à la méconnaissance de l'hygiène alimentaire et le contact fréquent avec le sol.

Les parasitoses intestinales n'étant pas soumises à une déclaration obligatoire (sauf le cas de l'amibiase), et leur prévalence est difficile à connaître. Cependant, l'Organisation mondiale de la santé (OMS) en donne des approximations impressionnantes avec une prévalence estimée en 2002, à environ 3,5 milliards de personnes infestées par les parasites intestinaux dans le monde (Ouraiba et Seghir, 2014).

Ce travail a pour objectif d'établir la prévalence des parasitoses intestinales chez l'Homme et chez les animaux dans la région de Guelma. La structure de ce mémoire débutera par une introduction qui sera suivie du premier chapitre qui est le diagnostic des parasites intestinaux, le deuxième chapitre abordera les parasites intestinaux des Humains et les parasites intestinaux des ovins, suivi du troisième chapitre qui sera réservé au matériel et méthodes utilisés. Enfin, les résultats de ce travail ainsi qu'en leur discussion seront présentés au quatrième chapitre et nous terminerons par une conclusion ou nous ferons le point sur nos connaissances des parasitoses intestinales et nous explorerons les perspectives d'avenir.



Chapitre I

1. Diagnostic des parasites intestinaux

1.1. Diagnostic clinique :

Les syndromes vermineux comportent une série des manifestations non spécifiques permettant d'orienter le diagnostic : toux, sialorrhée nocturne, constipation, nausée, vomissement, diarrhée associée à des douleurs abdominales.

Des manifestations allergiques allant du prurit à l'œdème de Quincke peuvent également être signalées (Nimo, 2008).

1.2. Diagnostic parasitologique et conférence par examen parasitologie spécifique des selles :

1.2.1. Examen macroscopique :

Il consiste à étudier les caractères organoleptiques : la couleur, la consistance (liquide en bouse, fécale, pâteuse, moulée), les éléments surajoutés (mucus, glaire, sang) et la présence d'éléments nutritionnel macroscopiquement visibles et non mastiqués.

Il est recommandé d'observer la surface des selles pour rechercher la présence de parasites adultes tels que les femelles oxyures qui après fécondation, migrent au niveau de la marge anale (Thivierge, 2014).

1.2.2. Examen microscopique :

Il constitue l'étape essentielle de la recherche des parasites dans les selles entre lame et lamelle et comprend des méthodes quantitatives et qualitatives. Il doit être effectué sur des échantillons représentatifs. On procède à :

- L'examen systématique de la préparation pour dépister surtout les helminthes (à l'objectif 10x).

- L'identification plus précise des organismes retrouvés à l'objectif 10x et le dépistage et identification des protozoaires (à l'objectif 40x).

1.2.2.1. Méthodes de coproscopie qualitative :

a. Examen direct à l'état frais :

Son objectif est de détecter les formes végétatives des protozoaires. Les trophozoïtes et les larves mobiles de *Strongyloides* (Gillet *et al.*, 2008).

b. Examen direct après colorations spéciales :

Les colorations spéciales sont effectuées pour préciser la morphologie d'un protozoaire observé et par conséquent pour affiner le diagnostic d'espèce (Bennis, 2001 ; El hassani, 2014).

❖ Colorations en tubes :

-Au Mérthiolate Iode Formol : c'est la technique de Sapero, Lawless et Strome. Permet une bonne observation des structures nucléaires nécessaires à l'identification des formes végétatives ou kystiques des amibes (El hassani, 2014).

-Coloration au cristal violet de Bailenger : permet de l'observation des protozoaires (Le cytoplasme devient rose tandis que la chromatine des noyaux apparaît en noir) (Bennis, 2001).

❖ Coloration sur lame :

-Coloration à l'hématoxyline ferrique : Elle est principalement utilisée pour la recherche des formes végétatives de *Dientamoeba fragilis* dans les selles (Gillet *et al.*, 2008).

-Coloration à l'APV-Trichrome.

-Coloration au noir chlorazole de Kohn : permet de colorer les trophozoites en gris et de bien voir la structure des noyaux (Bennis, 2001).

-Coloration de Ziehl-Neelsen pour la recherche des oocystes de *Cryptosporidium* sp (Gillet *et al.*, 2008).

c. Concentration par méthodes physiques:

On appelle concentration les techniques par lesquelles on essaie, à partir de la grande quantité de matières fécales recueillie, d'obtenir dans un faible volume les œufs, larves, kystes voire formes végétatives fixées de parasites par élimination des résidus de la digestion, on a :

❖ Concentration par flottation : (méthode de Willis modifiée)

Son principe consiste en la concentration des éléments parasitaires à partir d'une très petite quantité de fèces en les mélangeant à un liquide dense, afin que sous l'action de la pesanteur ou d'une centrifugation, les débris sédimentent dans le culot tandis que les éléments parasitaires remontent à la surface du liquide où ils sont recueillis puis identifiés.

Cette technique permet de concentrer les kystes et les oocystes de protozoaires ainsi que les œufs des cestodes et des nématodes (Hansen et Perry, 1995 ; Emilie *et al.*, 2010).

❖ Concentration par sédimentation :

Le principe de cette méthode est la dilution du prélèvement dans une solution aqueuse de densité inférieure à celle des éléments parasitaires afin de les concentrer dans le culot du tube tandis que certains débris flottent (Emilie *et al.*, 2010).

Cette méthode permet de concentrer tous les types d'œufs, les larves et les kystes de protozoaires permettant de détecter les œufs de trématodes sont assez grands et lourds comparés à ceux de nématodes (Hansen *et Perry*, 1995 ; Gillet *et al.*, 2008).

❖ Concentration par centrifugation :

Son Principe est celui de l'enrichissement par sédimentation, avec la différence d'un dépôt accéléré par centrifugation.

❖ Technique de Baermann :

Consiste à placer les selles sur plusieurs épaisseurs de gaze dont on forme ensuite un nouet. Suspendre dans un verre à pied contenant quelques millilitres d'eau à 45°C de façon à ce que la surface de cette eau vienne en contact avec les selles. Examiner le sédiment au bout de 1 à 2 heures (El hassani, 2014).

La méthode de Baermann est une technique destinée à mettre en évidence les larves d'anguillules dans les selles (Gillet *et al.*, 2008).

d. Concentration par méthodes physico-chimiques ou diphasiques :

Principe : c'est la mise en présence de deux phases non miscibles l'une aqueuse, l'autre lipophile qui crée, pour chacune des particules fécales, un coefficient de partage leur permettant de s'orienter en fonction de leur équilibre hydrophile-lipophile.

❖ Méthode de Ritchie (1948) :

Utilise le formol et l'éther elle est très efficace pour les œufs d'*Ascaris*, y compris les œufs non fécondés, les œufs de schistosomes et les kystes de toutes les amibes (Diedhiou, 1999 ; El hassani, 2014).

❖ Méthode de Telemann- Rivas (1928) :

Utilise l'action de l'acide acétique et de l'éther. Cette technique concentre bien les embryophores de cestodes, les œufs de douves, de trichocéphales, d'ankylostomes, les larves d'anguillules et les kystes de *Giardia* et d'*Entamoeba* et d'autres amibes (Diedhiou, 1999 ; El hassani, 2014).

❖ Méthode de Bailanger (1963) :

Utilise un tampon acéto-acétique pH 5, éther sulfurique et le lugol simple. C'est une bonne technique qui permet de concentrer la majorité des éléments parasitaires sans déformation des kystes de protozoaires (El hassani, 2014).

Elle est beaucoup plus fiable dans la recherche des kystes et des œufs se concentrant bien dans un pH aux environs de 5 (Giardia, amibes, trichocéphale) (Diedhiou, 1999).

❖ **Méthode de concentration au merthiolat iod formol, MIF (Blagg et Schloegel 1955):**

Utilise la solution de Merthiolate Iode Formol, le lugol 5% et l'éther sulfurique. Cette technique associe la concentration à l'éther aux pouvoirs fixateurs du MIF. C'est la meilleure technique diphasique actuellement disponible (El hassani, 2014).

Cette méthode permet de concentrer les œufs de schistosome et d'ascaris. Les kystes de protozoaires voire les formes végétatives sont colorés et ainsi facilement identifiables (Diedhiou, 1999).

e. Concentration par éclaircissement :

❖ **Méthode de Kato et Miura :**

Cette technique est à la frontière entre examen direct et méthodes de concentration. Elle ne concentre pas les éléments parasitaires, mais permet, sur une seule lame d'observer le matériel qui aurait nécessité jusqu'à 15 lames par examen direct pour être correctement analysé. Cette technique est basée sur l'éclaircissement du matériel fécal par la glycérine ou le polyéthylène glycol. Donc on observe facilement les éléments parasitaires, restés opaques sur un fond transparent (El hassani, 2014).

f. Scotch test (tape test ou test de Graham):

Ce test est utilisé pour la recherche des œufs d'*Enterobius vermicularis*. Comme les vers adultes femelles, Pondent principalement le soir et la nuit au niveau péri anal, le test doit se réaliser le matin avant défécation ou toilette. Il est également possible de retrouver accidentellement des œufs de *Tania* sp. (La plupart du temps de *Tania saginata*) lors de cet examen.

Méthode: elle consiste a :

-Coller le ruban adhésif sur la lame porte-objet et observer au microscope (Gillet *et al.*, 2008).

1.2.2.2. Méthodes de coproscopie quantitative : (Méthode de Mac Master)

Il existe plusieurs techniques quantitatives permettant le comptage des œufs excrétés dans les fèces. (Nielsen *et al.*, 2009) évoquent ainsi la méthode de Mac Master (Gordon et Whitlock, 1939), la méthode de Stoll (Stoll, 1923) et la méthode Wisconsin (Cox et Todd, 1962). Toutes utilisent le principe de la flottation.

La méthode de colposcopie quantitative de choix est la méthode de Mac Master, qui utilise le principe de la flottation et permet de déterminer la richesse d'un prélèvement en éléments parasitaires.

Elle consiste en une dilution des matières fécales au 1/15^e puis du comptage du nombre d'éléments parasitaires contenus dans 0,30 ml de la suspension à l'aide d'une lame de Mac Master aussi appelée cellule de Mac Master (Gillet *et al.*, 2008).

Cette technique permet de détecter au moins 50 œufs par gramme de fèces (Hansen et Perry, 1995).



Chapitre II

Chapitre II : Les parasites intestinaux

1. Les parasites intestinaux humains :

1.1. Protozoaires :

Ce groupe est constitué d'êtres unicellulaires, microscopiques, mobiles à un stade au moins de leur développement, ce groupe renferme quatre classes principales.

1.1.1. Classe des Rhizopodes :

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

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

1.1.1.1. Les Amibes :

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

a. *Entamoeba histolytica* :

On distingue trois formes morphologiques : deux formes végétatives mobiles et une forme kystique immobile :

-La forme végétative: Le trophozoïte *histolytica* ou *Entamoeba histolytica histolytica* mesure 12 à 40 µm hématoophage et pathogène on la retrouve dans la paroi du gros intestin, et dans les selles dysentériques, Le trophozoïte *minuta* ou *Entamoeba histolytica minuta* est plus petite mesurant 10 à 20 µm de diamètre elle n'est jamais hématoophage, elle est rencontrée chez les malades atteints d'amibiase chronique, non hématoophage, elle vit en saprophyte dans la lumière colique.

Le noyau, bien visible après coloration, possède un caryosome central et une chromatine périphérique fine et régulièrement disposée. Le cytoplasme, hyalin en périphérie, finement granuleux au centre, contient de vacuoles digestives. Dans la forme *histolytica*, ces vacuoles peuvent contenir des hématies.

-La Forme kystique : Elle est la forme de résistance et de dissémination dans le milieu extérieur.

Elle est mobile et arrondie, à paroi épaisse et réfringente et peut contenir un ou plusieurs corps chromatide ou sidérophiles.

Chapitre II : Les parasites intestinaux

Les kystes jeunes contiennent, deux ou trois noyaux alors que les kystes matures contiennent quatre noyaux, elle mesure 12 à 14 μm de diamètre (Ndiaye *et al.*, 2006).

b. *Entamoeba coli* :

Elle est cosmopolite et l'une des amibes les plus fréquemment observées dans les fèces.

-la forme végétative : mesure 20 à 30 μm , ectoplasme et endoplasme sont différenciés et dans ce dernier, il existe des granulations grossières et de 16 grosses vacuoles bourrées d'inclusions, le noyau à chromatine périphérique épaisse et irrégulière présente un caryosome assez gros et souvent excentré.

-La forme Kystique : mesure 18 à 20 μm , il est arrondi ou ovalaire, le nombre de noyaux varie selon le degré de maturation du kyste allant de un à huit noyaux (Ndiaye *et al.*, 2006).

c. *Endolimax nana* :

-La forme végétative : est petite de 5 à 8 μm , elle émet de nombreux pseudopodes clairs et arrondis tels « une grappe de boules transparentes ». Elle n'entraîne pas de déplacements, le cytoplasme contient de nombreuses petites vacuoles. Le noyau invisible à l'état frais montre après coloration possède une membrane nucléaire épaisse et un gros caryosome de taille, de forme et de localisation variables (Lacoste, 2009).

-La forme kystique : les kystes d'*Endolimax.nana* ont une forme ovalaire ou arrondie, une taille variable de 3 à 7 μm et une coque externe mince et peu réfringente. A l'état frais, les noyaux apparaissent sous forme de grains réfringents à l'intérieur d'un cytoplasme hyalin dépourvu de vacuoles et de cristoïdes. Les kystes murs ont quatre noyaux regroupés par deux aux extrémités.

d. *Dientamoeba fragilis* :

-La forme végétative : la taille de *Dientamoeba fragilis* est très variable avec une moyenne de 10 à 12 μm . Elle émet des pseudopodes clairs, larges, courts et a une extrémité libre souvent frangée. Aucun déplacement effectif n'a lieu. Le cytoplasme est pourvu de nombreuses vacuoles. Elle possède deux noyaux reliés entre eux par un filament chromatique. Le noyau est petit avec une membrane nucléaire mince et un caryosome central formé par quatre ou cinq granules.

-La forme Kystique : pratiquement inconnue.

Elle n'est plus considérée comme une amibe, malgré son nom, mais comme un flagellé.

Chapitre II : Les parasites intestinaux

1.1.2. Classe des Flagellés :

Les espèces de cette classe possèdent un appareil locomoteur constitué d'un ou plusieurs flagelles et parfois d'une membrane ondulante.

Cette classe regroupe tous les flagellés intestinaux :

1.1.2.1. *Giardia duodenalis* :

Egalement appelée : *Giardia intestinalis* est un protozoaire flagellé. Son habitat est la partie supérieure de l'intestin grêle. L'agent contaminant est le kyste, forme résistante du parasite pouvant survivre pendant des mois dans le milieu extérieur (Aubry *et al.*, 2013).

Giardia se présente sous 2 formes:

-La forme végétative : Son aspect est piriforme. Elle mesure 10 à 20 μ de long sur 6 à 10 μ de large. L'extrémité antérieure arrondie, le postérieur est pointu. Elle possède 4 paires de flagelles soit deux paires antéro-latérales, une paire ventrale et une paire postérieure. L'axostyle partage le corps en deux moitiés symétriques. Cette forme contient 2 noyaux.

-La forme kystique: Elle mesure 10 à 12 microns de long sur 7 à 10 microns de large, de forme ovoïde quand elle est âgée. La coque est lisse et peu épaisse, le cytoplasme est peu abondant, contenant 2 à 4 noyaux séparés par des restants flagellaires en forme de «S » (Ndiaye *et al.*, 2006).

1.1.2.2. *Trichomonas intestinalis* :

-La forme végétative : ou trophozoïte est un protozoaire flagellé, ovoïde mesurant 15 à 30 μ m sur 7 à 10 μ m. Il est très mobile grâce à quatre flagelles antérieurs libres et une membrane ondulante, moins longue que le corps, soulevée par un autre flagelle, le noyau et le cytoplasme qui sert à la capture des proies sont situés à l'extrémité antérieure du corps (Ndiaye *et al.*, 2006).

1.1.2.3. *Chilomastix mesnili* :

-La forme végétative : est très mobile et mesure 14 à 20 μ m sur 5 à 6 μ m. Il a une forme allongée piriforme avec une extrémité antérieure arrondie et une partie postérieure longuement effilée. Un sillon de torsion occupe toute la largeur du trophozoïte dans sa partie moyenne.

A la partie antérieure, il existe une profonde dépression, le cytostome, dans lequel bat un flagelle court et épais. Trois autres flagelles partent de l'extrémité antérieure dirigée vers l'avant, le cytoplasme est rempli de vacuoles et renferme un gros noyau antérieur.

Chapitre II : Les parasites intestinaux

-La forme kystique : les kystes ont la forme d'une petite poire de 6 à 10 μm sur 4 à 6 μm . La coque est lisse et très réfringente (Lacoste, 2009).

1.1.2.4. *Embadomonas intestinalis* :

-Les formes végétatives : (ou trophozoïte) se divisent par scissiparité et se présentent sous forme de petits flagellés, bien mobiles, asymétriques, de 3 à 17 μm sur 3 à 5 μm . Ils ont une forme allongée avec une extrémité antérieure arrondie et une extrémité postérieure effilée, deux flagelles l'un dirigé vers l'avant et l'autre vers l'arrière et un noyau, ces formes végétatives sont dépourvues de sillon de torsion.

-La forme kystique : les kystes sont petits (4 à 6 μm sur 2 à 3 μm), piriformes et possèdent un flagelle qui se dédouble en U pour entourer le noyau allongé. La coque est épaisse, très réfringente et le kyste semble vide à l'état frais.

1.1.2.5. *Enteromonas hominis* :

-Les formes végétatives : sont grossièrement triangulaires lorsque le flagellé est vivant, sphéroïdes lorsque les mouvements se ralentissent, elles mesurent 3 à 6 μm de diamètre et possèdent trois flagelles antérieurs, le premier est entièrement libre et simple ; le second est libre mais à partir de ses 2/3 il se dédouble pour donner 2 fouets distincts, le troisième se replie vers l'arrière suivant le bord de la cellule sans soulever de membrane ondulante et dépasse largement l'extrémité postérieure.

-La forme kystique : les formes kystiques mesurent de 6 à 8 μm de long sur 3 à 4 μm de large et ont une forme ovale très allongée. La coque est mince et très peu réfringente, elle contient 1, 2 ou 4 noyaux qui, dans ce dernier cas, sont regroupés par paire à chacun des pôles (Lacoste, 2009).

1.1.2.6. *Pseudolimax butschlii* :

-Les formes végétatives : Les formes végétatives mesurent de 8 à 15 μm . Elles émettent un long pseudopode en doigt de gant puis de nombreux pseudopodes larges et courts. Le cytoplasme contient de nombreuses vacuoles. Invisible chez une amibe vivante, le noyau est constitué par un gros caryosome réfringent plus ou moins excentré. La membrane nucléaire très mince n'est pas colorée.

-La forme kystique : Les kystes mesurent 8 à 15 μm et ont une forme très variable. Leur contour est épais, net et réfringent. Ils possèdent un seul noyau et toujours une vacuole plus ou moins grande qui se colore toujours en brun au Lugol (Lacoste 2009).

Chapitre II : Les parasites intestinaux

1.1.3. Classe des Coccidies :

Les coccidies sont des protozoaires à développement intracellulaire obligatoire. *Cryptosporidium* sp, *Cyclospora* sp, et *Isospora belli* sont les trois coccidies responsables d'infections digestives à type le plus souvent de diarrhée aiguë bénigne chez l'immunocompétent, et de diarrhées chroniques pouvant menacer le pronostic vital chez l'immunodéprimé.

1.1.3.1. *Cryptosporidium* :

La morphologie du parasite est différente selon les stades du cycle.

-Sporozoïte : c'est une cellule mobile en forme de virgule de 5 µm.

-Trophozoïte : le parasite est arrondi.

-Schizonte : le parasite de forme ovale avec un gros noyau nucléolé. Il renfermera plusieurs mérozoïtes (4 à 8).

-Mérozoïtes : il est en forme de banane, mesure 5 µm de long et mobile.

-Microgamétocyte : il est rond et contient 12 à 16 microgamètes cunéiformes non flagellés de 1 µm de long qui sont placés en périphérie d'un corps résiduel.

-Macrogamétocyte : il contient de larges granules cytoplasmiques riches en polysaccharides et phospholipides.

-Oocyste : il mesure de 4 à 8 µm selon les espèces et est entouré d'une double membrane protidique. Il contient 4 sporozoïtes nus, à paroi fine (Lacoste, 2009).

1.1.3.2. *Blastocystis hominis*:

Blastocystis hominis est un protozoaire cosmopolite qui vit au niveau du colon. Considéré au départ comme un champignon, actuellement il est classé parmi les protozoaires. Il se multiplie par division binaire et se présente au cours de son cycle sous plusieurs formes :

-La forme de vacuole: c'est une cellule typiquement ronde avec une large vacuole centrale qui occupe 90% du volume de la cellule, elle mesure 8 à 10 µm de diamètre, la vacuole centrale contient de fines granules et le cytoplasme constitue une fine bordure entourant la vacuole centrale. Il contient un noyau périphérique, difficilement observable, des organites tels que les mitochondries, les appareils de Golgi et ainsi que de petites vacuoles qui pourraient être des réserves nutritives. La membrane cytoplasmique de la cellule est entourée d'une fine couche fibrillaire qui constitue le manteau de surface.

Chapitre II : Les parasites intestinaux

-La forme granuleuse : de taille variable elle est sphérique et comporte en plus un grand nombre de granules cytoplasmiques et vacuolaires d'où elle tire son nom. Il existe trois types de granules : les granules métaboliques situés dans le cytoplasme, les granules lipidiques situés dans le cytoplasme et la vacuole centrale et enfin les granules reproducteurs situés dans la vacuole centrale.

-La forme amiboïde : La forme amiboïde serait une forme intermédiaire entre la forme vacuolaire, Elle est de petite taille qui varie entre 2,6 et 7,8µm le kyste présente un noyau à chromatine condensée, une vacuole centrale et de grandes mitochondries. Sa surface est hérissée de longs filaments. Elle est peut mobile et se divise activement.

-La forme kystique : Les kystes fécaux sont sphériques à ovoïdes et sont protégés par une épaisse paroi composée de plusieurs couches.

La paroi est également entourée d'une couche fibrillaire que le kyste perd à maturité mesurant entre 3 et 6 µm, les kystes sont de plus petite taille que les autres formes.

Le cytoplasme contient un à quatre noyaux selon le stade de développement du kyste, de multiples vacuoles ainsi que des dépôts glucidiques et lipidiques (Lorgeril, 2011).

1.1.4. Classe des Ciliés :

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

Balantidium coli se présente sous 2 formes:

-La Forme végétative: masse ovoïde, munie de cils vibratiles. Elle mesure 50 à 300µm. Elle comporte deux vacuoles contractiles, deux noyaux: un macronucléus et un micronucléus, a la partie antérieure se trouve une dépression appelée péristome, où se trouve la bouche au fond appelée cystotome. C'est le plus grand protozoaire parasite de l'Homme (Ndiaye *et al.*, 2006).

– **La Forme kystique:** Les kystes sont ovoïdes et mesurent 50 à 60µ de diamètre. Elle est entourée d'une coque épaisse très réfringente. Le cytoplasme est granuleux contient un micronucléus, un macronucléus, des vacuoles digestives et une vacuole contractile dans les kystes anciens. Les kystes nouvellement formés renferment chacun une forme végétative mobile à l'intérieur de la coque (Ndiaye *et al.*, 2006).

Chapitre II : Les parasites intestinaux

1.2. Groupe des Helminthes :

C'est le groupe des animaux pluricellulaires organisés en tissus différenciés. Il regroupe les helminthes ou vers parasites répartis en deux embranchements principaux : les Némathelminthes (représentées par les nématodes) et les Plathelminthes (représentées par les cestodes).

1.2.1. Les Nématodes:

Vers ronds, cylindriques à symétrie bilatérale, allongés, non segmentés. La reproduction est sexuée, et le sexe séparés et il y a présence d'un dimorphisme sexuel (mâle plus petit que la femelle). Certaines espèces sont monoxènes (*Ascaris*, *oxyure*) et d'autres sont hétéroxènes (Trichine, Filaire).

1.2.1.1. *Ascaris lumbricoides* :

Il possède une extrémité effilée. La taille est d'environ 20 à 25 cm pour la femelle et d'environ 15 cm pour le mâle. Dans son extrémité antérieure buccale : On a présence de 3 lèvres volumineuses : 1 dorsale et 2 latéro-ventrales. Avec des papilles sensorielles.

Dans son extrémité postérieure : Chez la femelle : elle est pointue et rectiligne. Chez l'Homme : elle est recourbée et munie de 2 spicules ou crochets (Ekoulou, 1975).

1.2.1.2. *Enterobius vermicularis*:

C'est un ver rond et blanc de 2 à 13 mm, présentant un dimorphisme sexuel. L'extrémité antérieure des vers mâles et femelle porte une bouche avec trois lèvres rétractiles qui ont un rôle de fixation à la muqueuse intestinale.

La cuticule striée forme deux expansions longitudinales et dorso-ventrales, appelées crêtes longitudinales latérales, surtout visibles à l'extrémité antérieure du ver. Elles permettent d'identifier les oxyures sur coupe histologique.

-Le mâle mesure entre 2 à 5 mm de long et entre 0,1 et 0,2 mm de diamètre. Sa partie postérieure est recourbée en crosse et porte des spicules copulateurs, qui sont des formations chitineuses permettant l'arrimage à la femelle pour la fécondation.

-La femelle, ovipare, mesure entre 9 et 13 mm de long et 0,3 à 0,5 mm de diamètre Sa partie caudale est effilée et pointue et représente un tiers de la longueur totale.

Ses œufs : Les œufs sont embryonnés à la ponte, et sont par conséquent contaminants d'emblée. L'embryon est mobile. Les œufs ont une forme ovale asymétrique, avec une

Chapitre II : Les parasites intestinaux

face plane et une autre légèrement bombée Leur taille est comprise entre 50 à 60 μm de long et 30 à 32 μm de large. Ils sont incolores et lisses.

1.2.1.3. Anguillules :

a. *Strongyloïde stercoralis*

Il existe trois formes de développement de *Strongyloïde stercoralis* : l'adulte, la larve rhabditoïde et la larve strongyloïde infectante. La femelle parthénogénétique adulte de strongyloïde stercoralis est filariforme, mesure 2 à 3 mm de long sur 50 μm de diamètre. Elle vit dans la muqueuse du duodénum et du jéjunum chez l'Homme, mais aussi chez d'autres animaux (le chien, le chat et le renard).

1.2.2. Les cestodes :

Les cestodes correspondent à des vers plats segmentés, parasites de nombreuses espèces animales dont l'Homme :

1.2.2.1. Ténias :

a. *Tænia saginata* ou *Tænia du bœuf* : mesure 4 à 10 m de long. Le scolex a la taille d'une tête d'épingle et porte quatre ventouses. Il est dépourvu de crochets d'où le nom de *tænia inermis*. Il possède 1000 à 2000 anneaux et dépourvue du tube digestif. L'utérus très ramifié contient de nombreux œufs. Les pores génitaux sont irrégulièrement alternés. Les œufs sont ovalaires, arrondis, irréguliers, mesurant 50 à 60 μm de diamètre (Durand *et al.*, 2004).

b. *Tænia solium* ou *Tænia armé* : C'est un ver de 3 à 8 m de long dont le scolex porte quatre ventouses arrondies, un rostre armé d'une double couronne de crochets. Les anneaux ont des pores génitaux régulièrement alternés (Durand *et al.*, 2004).

c. *Hymenolepis nana* :

C'est le plus petit des ténias de l'Homme puisqu'il ne mesure que 10 à 50 mm de long. Le scolex a environ 0,3 mm de diamètre et porte 4 ventouses et un petit rostre qui n'a qu'une seule couronne de 24 à 30 crochets. Le cou est rétréci mais assez long. Le strobile est presque filiforme et ne compte que 200 anneaux environ. Les pores génitaux sont toujours placés du même côté. Les œufs ont une coque externe mince et transparente de 50 μm de diamètre contenant l'embryophore qui ne mesure que 30 μm .

Chapitre II : Les parasites intestinaux

La coque de l'embryophore est réfringente, pratiquement incolore et porte deux mamelons polaires d'où partent des filaments (Lacoste, 2009).

d. *Diphyllobothrium latum* :

C'est un grand cestode qui atteint 10 à 15 mètres. Le scolex présent deux fentes longitudinales (les bothridies). Les derniers anneaux de la chaîne, qui peut en comporter jusqu'à 4 000, plus larges que longs, ont un aspect trapézoïdal. Le pore génital de chacun d'eux est médian et ventral, il libère dans l'intestin des œufs operculés (60-70 μm \times 40-45 μm).

2. Les parasites intestinaux chez ovins :

2.1. Les protozoaires :

2.1.1. Famille des Hexamitidae:

Représentée chez les ovins par le genre *Giardia*:

La Giardiose est une protozoose cosmopolite infectieuse de l'intestin grêle caractérisée cliniquement par le développement d'une entérite avec diarrhée chronique d'aspect stéatorrhéuse. Causée par un flagellé du genre *Giardia* (syn. *Lamblia*).

Giardia duodenalis se présente sous deux formes : le trophozoïte (stade végétatif) et le kyste (Bussieras et Chermette, 1992 ; Ripert, 1996 ; Conboy, 1997 ; Bourdeau, 1993 ; Barr et Bowman, 1994).

2.1.2. Famille de *Cryptosporidiidae*

Représentée par un seul genre : *Cryptosporidium*:

La cryptosporidiose est une maladie entérique insidieuse qui peut entraîner des pertes économiques importantes dans un élevage ovin.

Aux moins six espèces de *cryptosporidium* sont connues, mais le *Cryptosporidium parvum* est celui qui nous intéresse principalement dans les élevages ovins, les principales niches de ce parasite sont le jéjunum et l'iléon mais le *C.parvum* colonise aussi le duodénum, le caecum et le colon. Le cryptosporidie est assez résistant dans l'environnement.

C. parvum se présente sous les formes suivantes :

-Les oocystes : De forme sphérique ou légèrement ovoïde, mesurant 4,5 à 5,5 μm , à coque épaisse et à aspect lisse, incolore et réfringent. Il referme quatre sporozoïtes libres et un corps résiduel granuleux très réfringent (Reese *et al.*, 1982 ; Uni *et al.*, 1987 ; Fayer, 1997).

Chapitre II : Les parasites intestinaux

Ce stade offre aux sporozoïtes une protection contre les influences extérieures (températures défavorables, dessiccation, salinité, procédés de désinfection et autres agressions de l'environnement).

-Les sporozoïtes : Eléments mobiles, mesurant $4,9\mu\text{m}$ sur $1,2\mu\text{m}$ et caractérisé par la présence d'un noyau proéminent au niveau du tiers postérieur, d'anneaux apicaux, de granules denses, de douze microtubules sub-pelliculaire, d'un organite nourricier et d'un complexe apical composé des micronèmes et de rhoptries à activité sécrétrices et motrices (Fayer, 1997)

-Les trophozoïtes : Avec un noyau unique ($1-1,3\mu\text{m}$) contenant un gros nucléole, un organite nourricier bien développé mais il est dépourvu de complexe apical (Fayer et Ungar, 1986 ; Uni *et al.* , 1987 ; Fayer, 1997). La taille varie de 2 à $2,5\mu\text{m}$ de diamètre

-Les mérontes : Il existe deux types de mérontes : méronte de type I, renfermant six à huit mérozoïtes, et méronte de type II (qui représente l'évolution du type I) ne contenant que quatre mérozoïtes (Fayer et Ungar, 1986 ; Uni *et al.* , 1987).

Les deux types mesurent $4\text{à}5\mu\text{m}$ de diamètre (Fayer, 1997).

-Les mérozoïtes : Représenté par deux type I et II qui sont morphologiquement identiques et caractérisés par l'absence de nucléole, de mitochondries, de conoïdes et de micropores ; par la présence d'un complexe apical, de 28 microtubules sub-pelliculaires, d'un organite nourricier et par leur mobilité (Fayer et Ungar, 1986 ; O'Donoghue, 1995 ; Fayer, 1997).

-Macrogamonte : Caractérisé par une forme ovoïde, un grand noyau excentrique et par la présence d'une vacuole.

-Microgamonte : En forme de tige avec une extrémité antérieure aplatie et renferme 14 à 16 microgamètes à flagellés et un corps résiduel .Ce stade est rarement retrouvé à cause problèmes de sa courte durée de vie.

2.1.3. Famille d'*Eimeriidae* :

Représentée par un seul genre : *Eimeria*.

La coccidiose est une maladie provoquée par les coccidies, parasites de l'intestin grêle qui vivent et se multiplient dans les cellules épithéliales.

Les coccidies pathogènes: *Eimeria ovinoïdalis*, *Eimeria ovina*, *Eimeria crandallis* détruisent une partie, voire la totalité de la muqueuse intestinale.

Chapitre II : Les parasites intestinaux

La coccidiose est plus spécifique chez l'agneau élevé en bergerie et avec une plus faible fréquence chez l'agneau à l'herbe que chez la brebis (Mage, 2016).

Les coccidies sont rejetées dans les matières fécales sous forme d'ookystes qui vont être ingérés par un hôte sensible.

La morphologie des oocystes d'*Eimeria* varie selon les espèces ce qui permet leur différenciation.

Généralement les oocystes coccidiens sont sub-sphériques. Leur taille est en général supérieure à 10 µm de longueur pour 10 µm de largeur (Beugnet *et al.*, 2004), elle n'excède pas 50 µm de longueur et 40 µm de largeur (Taylor *et al.*, 2007). Ils sont entourés par une paroi relativement épaisse.

Les oocystes sporulés sont composés de 8 sporozoïtes. Etant donné l'absence du pouvoir pathogène de nombreuses espèces de coccidies, il est utile de déterminer l'espèce présente, pour cela il existe des clés de diagnostic morphologique, L'identification est possible grâce à la taille, la couleur, la forme, la présence ou non de micropyle ou de calotte micropylaire, ainsi que la forme des sporocystes dans les oocystes sporulés (Daugshies et Ditmtmar, 2007).

La différence entre les deux familles repose sur la localisation de leur site de multiplication : Les *Eimeriidae* se développent à l'intérieur des cellules épithéliales ; les *Cryptosporidiidae* se développent à la surface de ces mêmes cellules.

2.2. Les Helminthes :

Les Helminthes, sont des métazoaires triploblastiques dépourvus de membres articulés et sans coelom véritable. Ils regroupent les embranchements suivants :

- Plathelminthes : ou vert plats, aceolomates, composés de la classe des cestodes parasites segmentés et celle des trématodes au corps non segmenté.
- Némathelminthes : ou vert ronds, pseudocaelmates, à sexes séparés. Ils sont divisés en nématode parasites avec un tube digestif complet et en acanthocéphales classe des parasites n'intéressant pas la médecine vétérinaire, sans tube digestif et avec en plus une trompe prolactile (Bentounsi, 2008).

2.2.1. Némathelminthes : (Nématodes)

Les Nématodes sont représentés par les 2 classes : les Secernentea et les Adenophora.

Chapitre II : Les parasites intestinaux

2.2.1.1 La classe des *Secernentea*

- **Ordre d'*Ascaridida*** : ces parasites ont une bouche trilabée. Ils sont représentés par 2 familles.

a. Famille des *Oxyuridae* :

- ***Skrjabinema ovis*** :

L'œuf mesure 55-60 x 32-35 µm. Il est dépourvu de bouchon polaire et non operculé. La coque est mince et renferme une larve. L'œuf est asymétrique : un des deux côtés est aplati, ce qui permet de faire la distinction avec *Strongyloides papillosus* [1].

b. Famille de *Toxocaridae* :

- ***Toxocara vitulorum*** :

L'œuf est sphérique, de taille assez importante (75-95 × 60-75 µm). Il possède une coque très épaisse, alvéolée à l'extérieur et lisse à l'intérieur, n'a pas de bouchon polaire et n'est pas operculé. Il est de couleur brune et contient une cellule unique qui remplit la quasi-totalité de l'œuf (Sochat, 2015).

- **Ordre des *Rhabditida*** : Bouche non trilabée, œsophage avec bulbe et appareil valvulaire. Cet ordre est représenté par une seule Famille, celle des *Rhabditidae* : Une seule espèce est retrouvée chez le mouton : *Strongyloïdoïdes papillosus*.

La strongyloïdose est due à la migration et au développement intestinal de *Strongyloïdes papillosus*. Cette maladie se rencontre principalement chez les agneaux de bergerie, mais aussi parfois chez les agneaux d'herbe au moment du sevrage (Mage, 2016).

L'œuf de *strongloïdes papillosus* est ellipsoïde, ayant une taille moyenne de 40-60 × 20-25 µm. Il n'a pas de bouchon polaire et n'est pas operculé. La coque est mince et renferme une larve de premier stade (L1) (Sochat, 2015).

- **Ordre des *Strongylida*** : Les parasites n'ont pas de lèvres. Avec un Œsophage simple cylindrique mâle pourvus d'une bourse copulatrice, soutenue par des côtes rigides.

Chez les ovins on rencontre deux super-familles :

- **Super Famille des *Strongyloidea*** :

Les strongyloses gastro-intestinales sont provoquées par des strongles vivant dans l'appareil digestif et localisés essentiellement dans la caillette et l'intestin grêle. Plusieurs

Chapitre II : Les parasites intestinaux

genres de strongles gastro-intestinaux infestent les ovins, mais certains d'entre eux sont plus pathogènes que d'autres avec des fréquences très différentes au cours de l'année. Un des points communs des principaux strongles digestifs chez les ovins est leur développement sur les pâturages, source d'infestation des moutons. Les conduites de pâturage des troupeaux de moutons selon les régions naturelles ont un rôle sur le déroulement des infestations parasitaires et le degré d'infestation (Mage, 2016).

Parmi les pathologies dominantes qui sont sous le vocable strongylose, on distingue quatre catégories:

- La strongylose gastro-intestinale due aux *strongles* *Ostertagia*, *Trichostrongylus*, *Cooperia*, *Chabertia*, *Trichuris*, *OEsophagostomum*.
- l'haemonchose due à *Haemonchus contortus*.
- La nématodirose due à *Nématodirus*.
- La strongyloïdose due à *Strongyloïdes*, *strongles* de l'intestin grêle.

a. Famille des Strongylidae :

❖ Sous - famille *Oesophagosiominae* :

- *Oesophagostoma venulosum* :

Mâle long de 15 à 16 mm ; bourse caudale faiblement trilobée, plus large que long. Femelle longueur de 23 à 24 mm ; vulve située un peu en avant de l'anus (Neumann, 1888).

- *Chabertia ovina* :

Ce parasite possède dans la partie antérieure une bouche circulaire avec 6 papilles et des ailes cervicales. Les œufs sont de type « strongle », 90 à 105 µm de long (Tanguy, 2011).

b. Famille des *Ankylostomatidae* :

❖ Sous-famille des *Bunostominae*

Chez les ovins, cette sous famille sont représentée par une seule espèce : *B. trigonocephalum*

- *Bunostomum trigonocephalum* :

C'est un parasite est plus court. Le mâle mesure en moyenne 14 mm de long. Quant à la femelle elle mesure en moyenne 15 mm de long, il n'y a pas de papilles cervicales et

Chapitre II : Les parasites intestinaux

tubercule sur chaque lancette sub-ventrale de la capsule. L'extrémité antérieure montre la cavité buccale globuleuse mais plus profonde. Le lobe dorsal de la bourse caudale du mâle est asymétrique et réduit par rapport aux deux lobes latéraux beaucoup plus développés (Tamssar, 2006).

- **Super famille de Trichostrongyloïdea :**

- a. Famille de Trichostrongylidés :**

- ***Haemonchus contortus* :**

Ce sont des strongles de la caillette *Haemonchus*. Ils provoquent une maladie haemonchose se développe au pâturage après infestation des moutons par des larves infestantes (Mage, 2016).

Haemonchus contortus se présente sous les formes suivantes :

Les adultes sont facilement identifiables par leur localisation spécifique dans la caillette des ovins, leur grande taille (15 à 35 mm de long sur 0,4 à 0,6 mm de large) et une coloration brun-rosée uniforme due à l'hématophage. Leur extrémité antérieure possède des papilles céphaliques bien développées et une dent oesophagienne perforante dont les des capillaires sanguins de la muqueuse.

La femelle ses 2 cordons génitaux blancs spiralés s'enroulent autour du tube digestif rougeâtre (« vers mirliton »

Le mâle plus petit que la femelle, sa bourse copulatrice est formée de 2 grands lobes latéraux et d'un petit lobe dorsal asymétrique bordé de 2 spicules (0,5 mm) et soutenu par une côte en Y (Bussiéras et Chermette, 1991 ; Bowman, 1999 ; Urquhart *et al.*, 1996).

- ***Ostertagia circumcincta* :**

C'est un nématode qualifié de ver brun de la caillette dont le mâle mesure 7 à 9 mm et la femelle 8 à 12 mm de long. Il est caractérisé par l'existence d'une ébauche de capsule buccale et de papilles cervicales mais pas de dent œsophagienne.

L'extrémité postérieure du mâle est formée par une bourse caudale composée de 2 grands lobes latéraux réunis par un petit lobe dorsal, tout cela est soutenu par un système de côtes rigides, les spicules sont de longueur variable (Euzéby, 1963).

La région postérieure de la femelle se termine en cône pointu avec des striations annulaires sur la queue.

Chapitre II : Les parasites intestinaux

- ***Trichostrongylus colubriformis* :**

Ces vers sont très fins. La femelle mesure en moyenne 6 mm de long tandis que le mâle a environ en moyenne 5 mm de long.

La région antérieure des adultes porte la bouche qui suivie d'un œsophage cylindrique de type musculaire à bulbe très réduit, Il n'y a pas de capsule buccale.

L'extrémité postérieure du mâle porte une bourse caudale bien développée avec deux grands lobes latéraux et un lobe dorsal réduit. Ces lobes sont soutenus par des côtes. Les spicules égaux (0,2 mm chacun) et le gubernaculum (0,1 mm) sont courts et de couleur brune.

L'extrémité postérieure de la femelle se termine en pointe et porte l'anus situé à environ 0,1 mm de l'extrémité distale (Tamssar, 2006).

- ***Trichostrongylus axei* :**

Le plus petit des nématodes de l'abomasum. Il mesure 4 à 7 mm, il est dépourvu de capsules buccales. Les mâles ont des spicules très courts, inégaux, trapus et tordus. Les œufs sont aussi de type « strongle » (110 µm) (Tanguy, 2011).

- ***Cooperia* :**

Petits vers de 7 à 9 mm, ne possédant pas de capsule buccale mais avec l'extrémité antérieure légèrement dilatée. Ils présentent une cuticule striée transversalement.

Les mâles ont des spicules courts pourvus d'une extension.

Les œufs, de taille moyenne, sont de type « strongle » et mesurent 60 à 80 µm (Tanguy, 2011).

Chez les ovins le forme cooperia il représenté par les espèces : *C.curticei* et *C. oncophora* et *C. Pectinata*.

- ***Marshallagia marshalli* :**

L'œuf est ellipsoïde, dépourvu de bouchon polaire et non operculé. Sa paroi est mince et contient une morula dense et non une larve (cas de *Strongyloides papillosus*). Les côtés de l'œuf sont presque parallèles ce qui le différencie de celui de *Nematodirus*. *sp* (côtés bombés). L'œuf mesure en moyenne 90 x 190 µm (deux fois plus grands que les œufs des autres Strongles digestifs) [2].

❖ **Sous Famille de Nématodiriné** : Cette sous famille est représentée par le genre *Nématodirus*.

Chapitre II : Les parasites intestinaux

La nématodirose est provoquée par les strongles *Nématodirus* localisés dans l'intestin grêle des bovins et ovins. La maladie est peu fréquente dans l'élevage ovin. L'infestation n'est que saisonnière et ne se développe que chez des jeunes animaux au pâturage, âgés de moins de un an (Mage, 2016).

Principales espèces chez les ovins : *N. filicolis*, *N. battus*, *N. hielvetianus*, *N. spathiger*.

Ce sont des vers assez grands de 10 à 30 mm de long. Leur diamètre est réduit en région antérieure mais présente un petit renflement céphalique. Les œufs sont très volumineux (150-230 µm) avec de gros blastomères très peu nombreux (Tanguy, 2011).

2.2.1.2. Classe des *Adenophorea* :

Représentée par une seule famille : celle des *Trichuridés*.

Chez les ovins, on retrouve différentes espèces dont *Trichuris ovis*, *Trichuris globulosa*

Les *trichuris* adultes mesurent 3 à 5 cm de long. Ils vivent dans la lumière du caecum et du colon, fixes à la paroi intestinale par leur fine extrémité antérieure.

Les males sont reconnaissables à leur extrémité postérieure spiralée. Ils sont hématophages.

Les œufs de *trichuris* sont caractéristiques avec une forme en citron et des bouchons polaires visibles à chaque extrémité. Ils mesurent entre 50 et 80 µm (Cockenpot, 2003).

2.2.2. Plathelminthes :

2.2.2.1 Trématodes :

Les parasites intéressants des ovins sont regroupés en 2 ordres et 3 super familles.

- **Ordre des Distomes :**
 - **Superfamille des *Fasciolidea*.**

a. Famille des *Fasciolidae* :

- ***Fasciola Hépatica* :**

La fasciolose est une maladie non négligeable en élevage ovin, due à la présence dans le foie et les canaux biliaires de la grande douve appelée *Fasciola hepatica* (Mage, 2016).

Chapitre II : Les parasites intestinaux

F. hepatica est un ver plat de grande taille (2-3 x 1 cm), non segmenté, au corps aplati, foliacé d'où son nom de *Fasciola*, de coloration brunâtre à l'état frais. Le cône céphalique antérieur est nettement visible. Les stades immatures se localisent dans le parenchyme hépatique et sont histophages.

Les adultes sont hématophages et se situent dans les canaux biliaires.

Les œufs de *F. hepatica* sont de grande taille (120-130 µm), de forme ovoïde avec un opercule à l'un des pôles et des éléments granuleux à l'intérieur. Ils apparaissent de couleur jaunâtre en coproscopie (Cockenpot, 2003).

b. Famille des *Dicrocoelidae* :

- ***Dicrocoelium lanceolatum* :**

La dicrocoeliose est une maladie de la petite douve se manifeste chez les moutons élevés au pâturage après une infestation massive et répétée. Elle est due à l'accumulation de petites douves, vers plats, dans les canaux biliaires du mouton (Mage, 2016).

Dicrocoelium lanceolatum Possède un corps aplati, en forme de feuille, mesurant 6 à 10mm de longueur sur 2 à 3 mm de large. Son épiderme, mince, est dépourvu d'écailles et d'épines, et joue un rôle important d'absorption et d'excrétion.

Son tube digestif, dépourvu de pharynx, possède des caecums non ramifiés et des cellules intestinales de type holocrine. Les glandes vitellines sont peu développées et se situent dans le tiers moyen du corps. Quant à l'utérus, très développé et ramifié, il est rempli d'œufs brun marron, ellipsoïdes, légèrement asymétriques, mesurant 35 à 45 µm sur 22 à 30 µm.

Ces œufs ont une coque épaisse, pourvue d'un petit opercule à l'un des pôles et renferment, au moment de la ponte, un miracidium ovoïde, massif, occupant la totalité de la place. L'embryon porte plusieurs rangées de cils à l'un des pôles ainsi que deux vésicules plus claires au pôle opposé, ces deux « taches oculaires » étant facilement repérables au microscope, permettent ainsi une diagnose aisée des œufs de petite douve (Euzeby, 1971 ; Bussieras et Chermette, 1995).

- **Ordre d'Amphistomes :**

- **Super-famille des *Paramphistomoidea***

a. Famille des *Paramphistomidae* :

- ***Paramphistomum* :**

Chapitre II : Les parasites intestinaux

La paramphistomose est due à la présence de paramphistomes dans le rumen et de stade larvaire du parasite en migration dans la caillette et le duodénum (Mage, 2016). Il y'a 2 espèces de paramphistomes chez les ovins : *Paramphistomum daubneyi* et *P. cervi*.

- ***Paramphistomum daubneyi* (= *Calicophoron daubneyi*)**

Les œufs de *P. daubneyi* sont ellipsoïdes, à coque mince et lisse, non embryonnés, operculés à une extrémité, de couleur grisâtre à légèrement verdâtre et de grande taille également, en moyenne 80 µm × 160 µm. Ils sont donc très similaires aux œufs de *Fasciola hepatica*, à cela près qu'ils sont de couleur différente, et qu'ils sont à pôle inégaux (Tandis que les œufs de *Fasciola hepatica* présentent des pôles subégaux) (Bowman, 1999).

Contrairement à *F. hepatica*, l'excrétion des œufs est massive, bien que non constante dans le temps. Ce sont des œufs lourds requérant des techniques de mise en évidence Identiques à ceux de la grande douve.

➤ **Ordre des *Schistomatidés***

○ **Super-famille des *Schistosomoïdea***

a. Famille des *Schistosomidés* :

L'espèce rencontrée chez les ovins est *Schistosoma japonicum*.

Les œufs de *S. japonicum* sont ovales de 55 à 85 µm de long sur 40 à 60 µm de large. Ils sont ronds et non operculés et possède une coque transparente. Les œufs de *S. japonicum* ont souvent des débris fécaux adhérent à la coque qui peuvent les obscurcir.

Les vers sont de couleur jaune ou jaune-marron. Le mâle mesure 12mm par 0,5 mm et la femelle mesure 20 mm par 0,4 mm. Les deux sexes ont une ventouse autour de la bouche et le tégument des vers sont recouverts d'épines minuscules, de crêtes et d'organes sensoriels[3].

2.2.2.2. Les cestodes :

Le téniasis est une helminthose digestive provoquée par la présence et le développement dans l'intestin grêle, parfois dans les canaux biliaires, de divers genres de Cestodes adultes (Abassa, 1975).

➤ **Ordre des *Cyclocephalidea* :**

Dans la classe des cestodes, seule la famille des Anoplocephaliés est la cause de téniasis chez les ovins.

Chapitre II : Les parasites intestinaux

❖ **Sous famille Anoplocephalinae** : Les 2 espèces *Moniezia expansa* et *Moniezia benedini* intéressant les ovins.

- ***Moniezia expansa* :**

Ces parasites récoltés ont en moyenne 4 m de long sur une largeur maximale de 15 mm. Le scolex est petit et porte 4 ventouses saillantes. Les segments sont toujours beaucoup plus larges que longs. Les segments mûrs ont été observés avec deux ovaires en fer de cheval, deux glandes vitellogènes, de nombreux testicules, deux pores génitaux, une rangée de glandes interproglotidiennes sur le bord postérieur de chaque segment (Tamssar, 2006).

❖ **Sous famille des Hysanosominae** :

- ***Thysaniezia ovilla* : (Syn. *Taenia giardi*, *Moniezia ovilla*)**

Ce parasite long de 1m et plus large et la longueur des anneaux vont graduellement en croissant jusqu'aux derniers, les pores génitaux (un par anneau) sont irrégulièrement alternes. Les œufs sont globuleux, mesurent 18 à 25µm de diamètre, et leur embryon est dépourvu d'appareil pyriforme (Neumann, 1888).

- ***Avitellina centripunctata* :**

Long de 2,75 m à 2,85m, ce ténia est remarquable par les dimensions relatives de ses anneaux qui sont d'autant plus larges que minces qu'ils sont plus antérieurs. Au centre de chaque anneau de la moitié postérieure du strobile, on voit à l'œil nu une tache blanchâtre un peu saillante, constituée par les organes femelles.

Les testicules sont placés de chaque coté, en dedans des canaux longitudinaux. Pores génitaux uniques par anneau, irrégulièrement alternes et situés sur le milieu de l'un des bords. Œufs peu nombreux, de 21 à 24µ de diamètre (Neumann, 1888).

- ***Stilesia globipunctata* : (Syn. *Taenia ovipunctata*, *S. ovipunctata*)**

Ce ténia est d'une longueur de 45 - 60 cm et une largeur de 2,5 mm. Les anneaux mûrs sont dentelés. Les œufs sont ovales ou fusiformes de 0,050 x 0,027.

Localisation: duodénum et début du jéjunum (Abassa, 1975).



Chapitre III

1. chez l'Homme:

1.1 Objectifs de l'étude :

- Tracer le profil épidémiologique des parasites intestinaux humains dans la région de Guelma.
- Identifier et étudier les principaux parasites diagnostiqués.

1.2. Patients et matériel :

1.2.1. Lieu et période d'étude :

Notre travail consiste en :

- Une étude rétrospective se portant sur des données enregistrées sur des registres disponibles au niveau du laboratoire de parasitologie et mycologie de l'hôpital d'Ibn Zohr de la wilaya de Guelma pendant la période 2016-2017.
- Une étude prospective qu'a été réalisée dans le même laboratoire durant une période de 02 mois (mars-avril) pendant laquelle on a fait connaissance des différentes techniques réalisées au sein du laboratoire. Les données enregistrées pendant cette période ont été incluses avec celles de l'étude rétrospective.

1.2.2. Population d'étude :

Notre étude concerne deux catégories de malades au sien de 1184 patients. Les malades externes et les malades hospitalisées dans les différents services de l'hôpital d'Ibn Zohr de la ville de Guelma.

Notre enquête est basée sur l'étude des patients et des espèces avec l'évaluation de la prévalence globale des parasites intestinaux selon les tranches d'âge et le sexe (conformément aux critères établis dans de nombreuses études, nous avons considéré l'intervalle de 0 à 18 ans pour les enfants et pour les adultes les âges supérieurs à 18 ans).

1.2.3. Prélèvement des selles et technique d'examen :

Nous avons analysé des matières fécales fraîchement émises, chaque prélèvement de selle a fait l'objet d'un examen macroscopique et microscopique. Ce dernier est basé sur un examen direct à l'état frais et l'une des techniques complémentaires suivantes : méthode de Ritchie, méthode de kato, et le scotch test.

1.3. Méthodes :

1.3.1. Examen macroscopique :

On notera la couleur et la consistance, ainsi que la présence éventuelle de sang, de mucosités et de pus.

Sur des selles moulées ou pâteuses, on s'attachera particulièrement à la recherche des œufs d'helminthes et des kystes de protozoaires. Sur des selles molles ou diarrhéiques ou muco-sanguinolentes, on doit rechercher avant tout les formes végétatives des protozoaires. En outre l'examen macroscopique permet de déceler certains parasites tels que : anneaux de *Tenia*, douves adultes, *oxyures* et *ascaris*.

1.3.2. Examen direct à l'état frais :

Cet examen se réalise par : le soluté physiologique (0.85) et le lugol (1%).

-Mode opératoire : l'examen direct à l'état frais se fait selon les étapes suivantes :

- Inscrire le nom ou le numéro du malade et la date sur le côté gauche de la lame avec un crayon gras ou un marqueur.
- Déposer une goutte de soluté physiologique au milieu de la moitié gauche de la lame et une goutte de Lugol au milieu de la moitié droite de la lame (*Note* : Les préparations à l'état frais à l'iode sont très utiles pour les protozoaires, mais moins pour les helminthes).
- A l'aide d'un bâtonnet applicateur, prélever une petite portion de selles et la déposer dans la goutte de soluté physiologique, prélever une autre portion identique et la déposer dans la goutte de solution iodée. Mélanger les selles avec les gouttes.
- Couvrir chaque goutte avec une lamelle.
- Examiner les préparations avec l'objectif 10x ou, si nécessaire, un objectif plus puissant.
- En procédant de façon à observer la totalité de la préparation couverte par la lamelle.

Si l'on observe des parasites ou des éléments suspects, passer à l'objectif supérieur pour voir leur morphologie plus en détail (Figure 01)

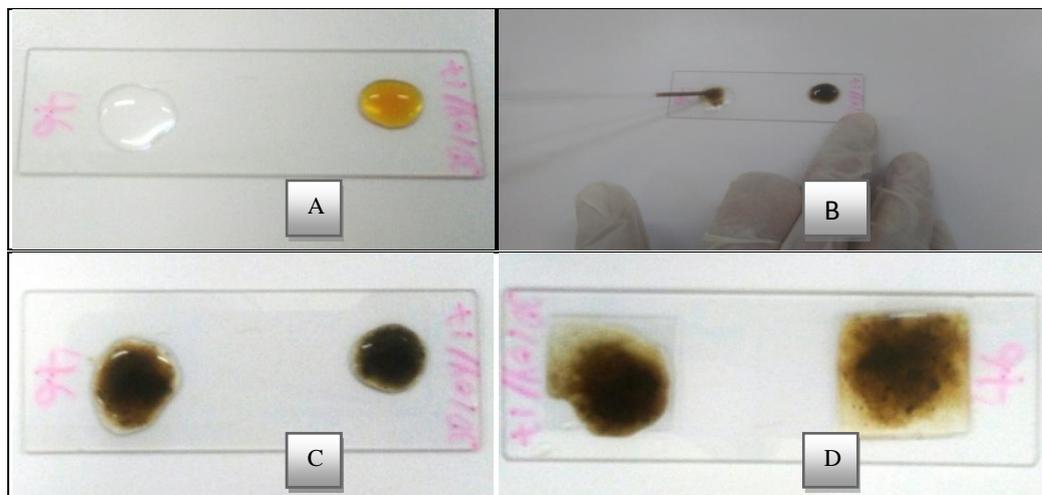


Figure 01 : les étapes de l'examen direct à l'état frais.

1.3.3. Méthode de Ritchie :

Elle consiste à :

- suspendre environ 3 gr. de selles dans 42 ml d'eau physiologique (éventuellement formolée, Le formol offre deux avantages : l'inactivation de la majorité des parasites et la fixation des globules blancs qui se retrouvent alors dans le culot de centrifugation, mais déformés).
- Après homogénéisation (30 mn), verser environ 1.5 ml de cette suspension dans un tube à centrifuger à fond conique.
- Ajouter environ 3,5 ml d'eau physiologique (éventuellement formolée).
- Ajouter 5 ml d'éther.
- Ajouter éventuellement 2 gouttes de xylène. Le xylène n'est pas nécessaire, mais il diminue l'adhérence des débris sur tube en verre.
- Boucher hermétiquement le tube à centrifuger et mélanger vigoureusement durant 1 mn (Figure 2A).
- centrifugez à 2.000 RPM durant 5 minutes.
- Après centrifugation, on observe 4 couches dans le tube (Figure 2B)
- Prélever le culot de centrifugation avec une pipette pasteur et le déposer sur une lame.
- Recouvrir d'une lamelle 20 mm x 20 mm, et observer systématiquement au microscope.

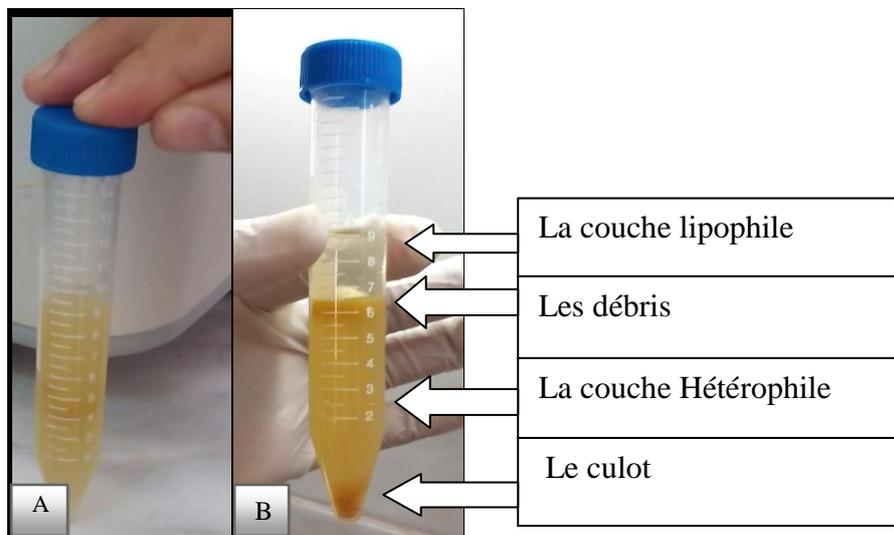


Figure 02 : Méthode de Ritchie (A : avant centrifugation ; B : Après centrifugation).

1.3.4. Méthode de Kato:

Technique :

- Des bandes de cellophane de 2 x 3 cm sont imprégnés pendant au moins 24 heures dans la solution :
- Glycérine pure 100 ml.
- Eau distillée 100 ml.
- Solution aqueuse de vert de malachite 1ml (Figure A).
- Déposer et étaler grossièrement environ 20 à 50 mg de matières fécales (exactement 20 mg pour une numération) sur une lame porte-objet (Figure 3 B)
- Recouvrir par une des bandes de cellophane préalablement apprêtées. (Figure 3C, D)
- Presser à l'aide d'un papier filtre pour répartir régulièrement la couche de selles (Figure 3 E).
- Laisser la préparation s'éclaircir pendant 10 minutes à une distance de 20 cm d'une lampe de 100 w (ou 1 h à la température ambiante ou 30 minutes à 30° C ou 12 minutes à 42° C) (Figure 3F).
- Examiner sans plus attendre pour éviter une altération voire une lyse des œufs. (Figure 3G)

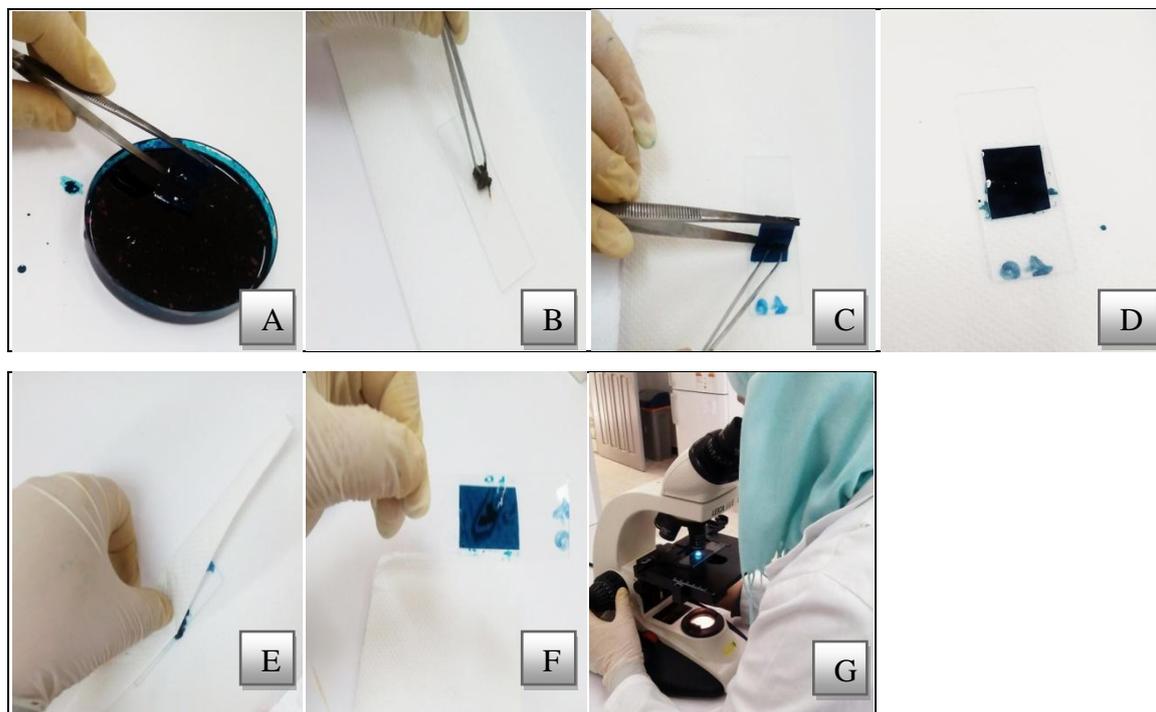


Figure 03 : les étapes de la technique de kato.

2. chez les ovins :

En Algérie, les parasites internes des ruminants identifiés macroscopiquement sont essentiellement partagés entre des protozoaires, des nématodes des cestodes et des trématodes (Boulkaboul *et al.*, 2006).

2.1. Objectifs de l'étude :

L'objectif de cette étude est de réaliser un recensement et l'identification des parasites intestinaux chez les ovins à partir des ferme située dans la région de Guelma et ce à travers des examens coproscopiques mensuels réalisés.

2.2. Période d'étude :

-Une étude prospective pendant une période de 03 mois (février-mars-avril).

2.2.1. Données climatiques :

Le territoire de la Wilaya se caractérise par un climat subhumide au centre et au Nord et semi aride vers le Sud. Ce climat est doux et pluvieux en hiver et chaud en été. La température qui varie de 4° C en hiver à 35.4°C en été, est en moyenne de 17,3° C.

Quant à la pluviométrie, on enregistre :

- 654 mm/an à la station de Guelma
- 627 mm/an à la station d'Ain Larbi
- 526 mm/an à la station de Medjez Amar

Cette pluviométrie varie de 400 à 500 mm/an au Sud jusqu'à près de 1000 mm/an au Nord. Près de 57% de cette pluviométrie est enregistrée pendant la saison humide (Octobre Mai) (Annexe).

2.2.2. Races Ovines Exploitées :

Dans la wilaya de Guelma il existe 2 races d'ovins : Ouled Djellal et la race Berbère.

- La race Ouled Djellal : exploitée pour la production de viande, Unicolore : Blanc, hauteur au garrot 74 à 84cm et longueur du corps 67 à 84cm, tour de poitrine 35 à 40cm. Poids vif 49 à 81kg, la queue fine et moyenne.
- La race berbère : C'est un petit mouton à laine mécheuse blanc brillant dont les performances en général ne sont pas encore connues. Toutefois elle peut survivre sur des terres marginales notamment en régions montagneuses. Unicolore : Blanche sur tout le corps. Cependant il existe quelques moutons tachetés de noir, hauteur au garrot 60 à 65cm et longueur du corps 60 à 65cm, tour de poitrine 30 à 38cm. poids vif 35 à 45 kg, la queue fine et moyenne (Chekkal *et al.*, 2015).

2.2.3. Traitement anthelminthique :

Les ovins n'ont pas reçus de traitement anthelminthiques au cause de la période d'essai ovins. Néanmoins, ils ont été traités au cours de l'année 2016/2017 par :

- CLOMECTINEND (le closantel et l'abamectine)
- IVOMECCND (Ivermectine)
- ENDOSPE ND (Albendazole)

2.2.4. Type d élevage :

Il est de type extensif et semi-extensif où les animaux vivent en plein air pâturant toute au long de l'année (avec administration de paille en hiver, pâture sur les chaumes en été).

2.2.5. Fermes exploitées :

L'échantillonnage des excréments des moutons a été réalisé à partir de 8 fermes localisées dans la région de Guelma. Leur situation géographique est représentée dans la figure 5.

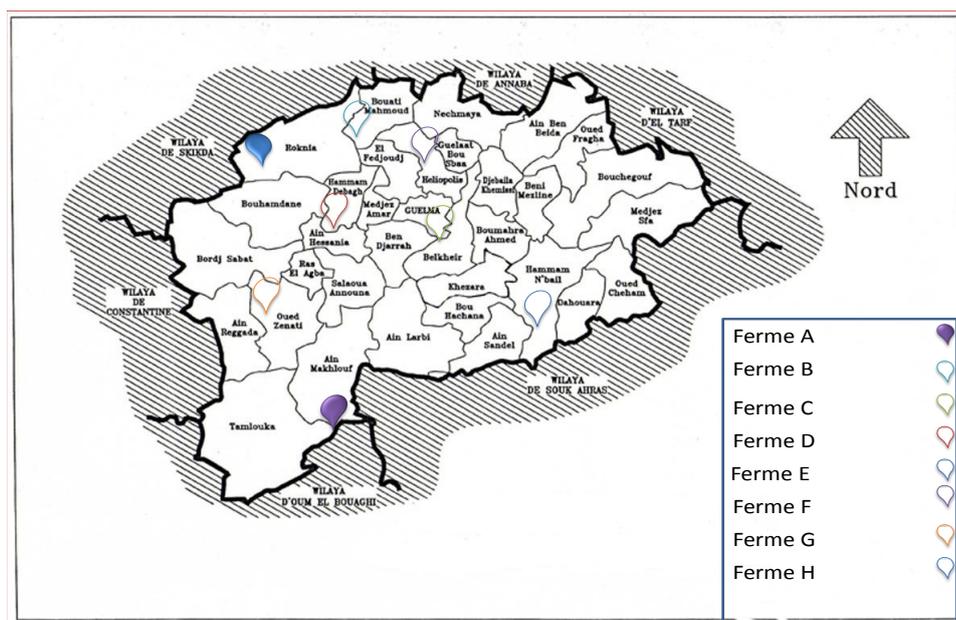


Figure 5 : localisation des fermes échantillonnées (ferme A : Aïn Makhrouf ; ferme B : Bouati Mahmoud ; ferme C : Guelma ; ferme D : Hammam Debaghe ; ferme E : Hammam N'baïl ; ferme F : héliopolis ; ferme G : Oued zenati ; ferme H : Rokniya)[5].

2.2.6. Prélèvement d'excréments ou de fèces :

Les excréments doivent être prélevés dès leur émission ou mieux encore à partir du rectum. On prélève de préférence (quand il y en a), les matières sanguinolentes, les parties contenant du mucus et les grains riziformes. Le volume de fèces à prélever 50g pour chaque échantillon.

La Technique de prélèvement de fèces à partir du rectum doit suivre les étapes suivantes :

1-préparer l'animal et le mettre en posture de sécurité et couvrir la main d'un sachet en plastique.

2-Caresser l'animal dans ses parties les moins sensibles progressivement vers les parties les plus sensibles pour le mettre en confiance. Caresser le bassin, les cuisses puis la

racine de la queue et les alentours de l'anus. Caresser les cuisses en flirtant la queue de façon plus incisive jusqu'à la maintenir sur un côté. Caresser l'anus et tout doucement y introduire un ou deux doigts.

3-Redresser les doigts pour recueillir les fèces.

4- reverser les excréments dans les pots de recueil et les refermer ou le sachet plastique pour conditionner les fèces.

Les échantillons sont déposés dans un triple emballage conventionnel ou dans une glacière contenant des accumulateurs de froid (Figure 6).

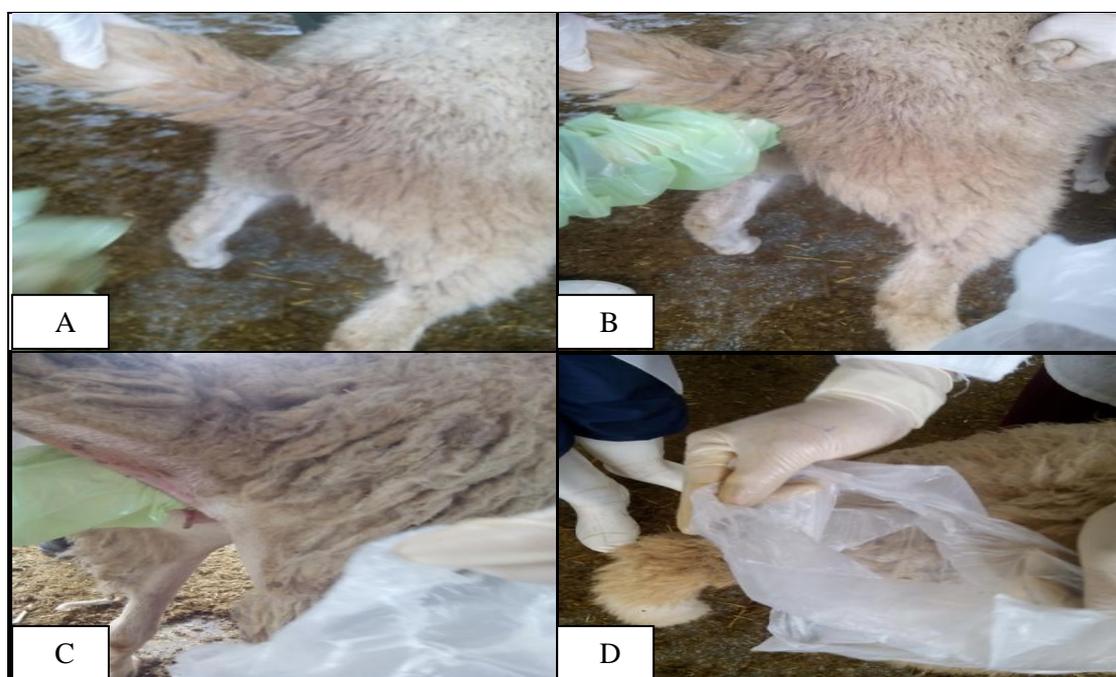


Figure 6 : Les étapes de prélèvement d'excréments.

2.3. Matériel de laboratoire

Le matériel utilisé pour les examens coprologiques comprend :

-Balance électrique, Becher, Cellule de Mac Master, Eprouvette, Microscope optique muni des objectifs : x 10, x40, x100, mortier et pilon, spatule et pince, tamis 106 μ et 250 μ , Tubes simples, tubes à centrifuger, des lames porte-objets et lamelles, une centrifugeuse (moyenne), une solution sur saturée de chlorure de sodium (NaCl).

2.4. Méthodes d'analyse coproscopique :

Deux techniques de coproscopie qualitative (la technique d'enrichissement par flottation et la technique de sédimentation) et une technique de coproscopie quantitative (méthode de Mac Master) ont été utilisées.

2.4.1. Technique de flottation :

- Réalisation de la Technique de flottation elle consiste à :
- Peser 5 grammes de matières fécales (Figure 7A).
- Les placer dans un mortier (Figure 7 B).
- Ajouter 70 ml d'une solution de flottation (Figure 7 B).
- Délayer soigneusement le mélange à l'aide d'un pilon de façon à obtenir une solution homogène (Figure 7C).
- Filtrer le mélange sur une passoire à thé sous laquelle on dépose un récipient en plastique.
- Remplir complètement un tube à centrifugation (ou à défaut un tube à essai) avec le liquide filtré jusqu'à formation d'un ménisque convexe (Figure 7D)
- Crever les bulles d'air à la surface s'il y a lieu.
- Recouvrir le ménisque d'une lamelle sans emprisonner de bulles d'air. - Attendre 15 à 20 minutes la remontée des œufs par ascension (ou centrifuger le mélange 4 min à 3000 tours/min) (Figure 7E).
- Retirer la lamelle à la face inférieure de laquelle se sont accumulés les œufs.
- Poser la face inférieure de cette lamelle sur une lame porte objet (Figure 7F).
- Observer au microscope. (Figure 7)

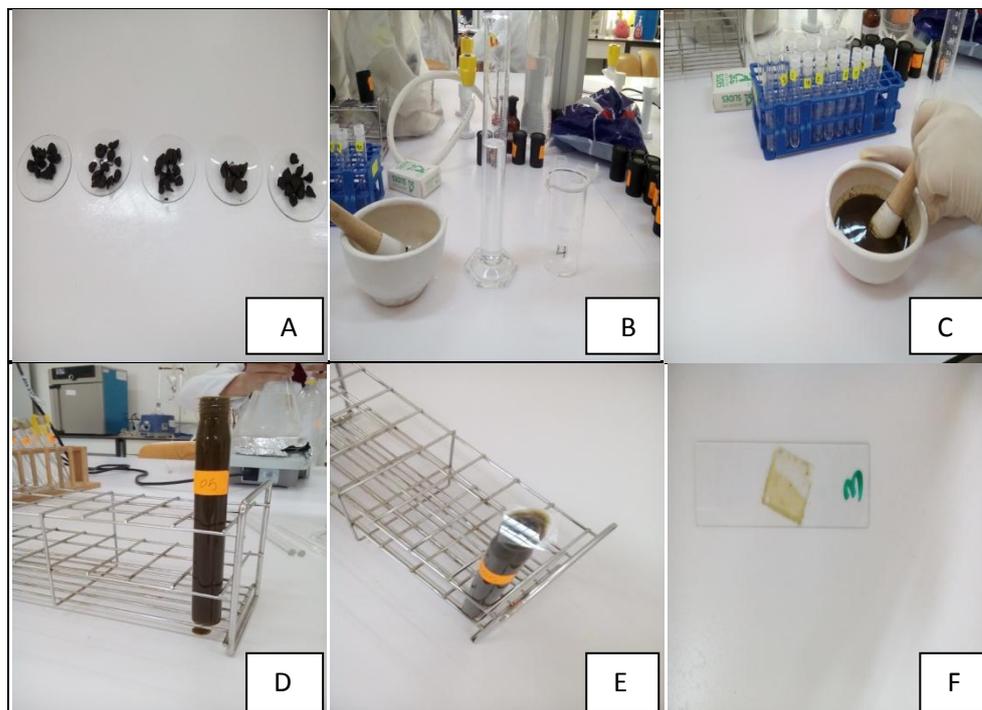


Figure 7 : Les étapes de la technique de flottation.

2.4.2. Technique de sédimentation :

➤ la technique de sédimentation consiste à :

- Homogénéiser le prélèvement au moyen d'un mortier et d'un pilon
- Délayer le prélèvement de fèces dans 10 fois le volume de solution saline physiologique.
- Jeter la suspension obtenue sur le tamis d'une passoire en plusieurs fois en prenant soin de triturer après chaque passage le mélange restant dans le tamis.
- Rejeter les éléments retenus dans le tamis
- Laisser reposer une heure environ ou prélever 15 ml de la suspension filtrée et centrifuger 3 min à 1500 tours/min (Figure 8A).
- Rejeter par aspiration (par la trompe à eau ou à la pipette), sans agiter la suspension, les trois quarts du liquide surnageant ou le surnageant dans le cas d'une centrifugation (Figure 8B).
- Agiter le reliquat pour l'homogénéiser (Figure 8C).
- Prélever une à deux gouttes de cette suspension ou du culot s'il y a eu centrifugation (Figure 8D).

- Ajouter éventuellement une goutte de bleu de méthylène à 0,1 % (coloration des débris mais pas des œufs de Nématodes) (Figure 8E).
- Observer au microscope (Figure 8).

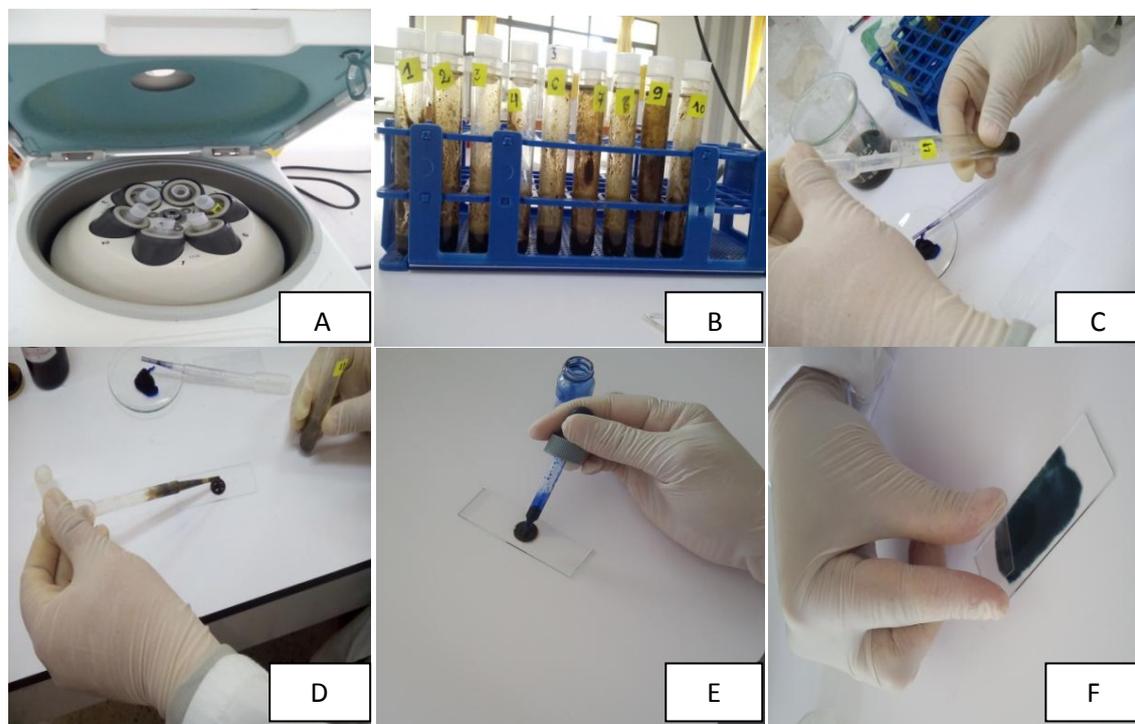


Figure 8 : Les étapes de la méthode de sédimentation

2.4.3. Méthode de Mac Master :

Elle consiste à :

- Diluer des fèces dans un liquide de flottation (5g de fèces dans 70ml de liquide dense).
- Prélever un échantillon de la suspension à l'aide d'une pipette (Figure 9A).
- Remplir chacun des deux compartiments de la lame de Mac Master avec la suspension. (Figure 9B).
- Poser la lame sur la platine du microscope et attendre pendant 5 min environ pour les œufs remontent.
- utiliser l'objectif x10 et faire défiler successivement les 6 cellules et compter le nombre total d'œufs en les identifiant (Figure 9).

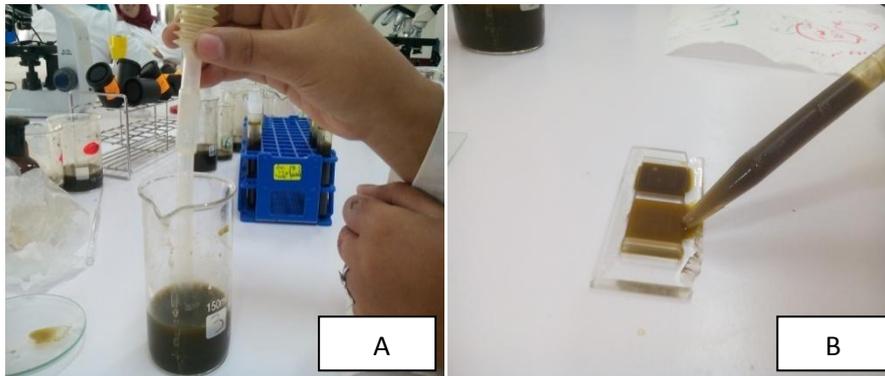


Figure 9 : Les étapes de méthode McMaster

Calcul du nombre d'œufs par gramme de fèces (OPG) :

Pour obtenir le nombre d'œufs par gramme, on multiplie le résultat obtenu lors du comptage sur un réseau par un facteur 100 ou on peut compter les deux réseaux, le facteur de multiplication sera alors de 50.



Chapitre IV

1. chez l'Homme:

1.1. Etude des patients de notre série

Dans la première partie de nos résultats nous avons analysé la répartition des patients selon :

- L'âge
- Le sexe
- Fréquence des résultats par mois de consultation.

1.1.1. Prévalence selon l'âge :

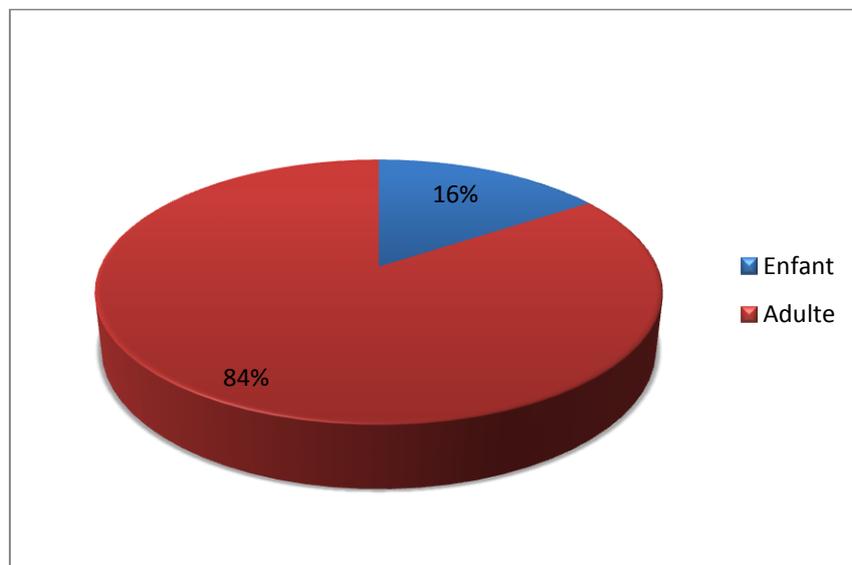


Figure 10 : Fréquence des résultats positifs selon les tranches d'âge chez homme (pendant la période 2016-2017 au sein de la wilaya de Guelma)

Selon la figure 10, on note que la tranche d'âge la plus touchée par les parasites intestinaux est celle des adultes avec une prévalence de 84%.

1.1.2. Prévalence selon le sexe :

A partir de la Figure 11, on remarque la prédominance des cas du sexe masculin par rapport au sexe féminin ainsi, on enregistre :

- 65% des cas pour le sexe masculin.
- 35% des cas pour le sexe féminin.

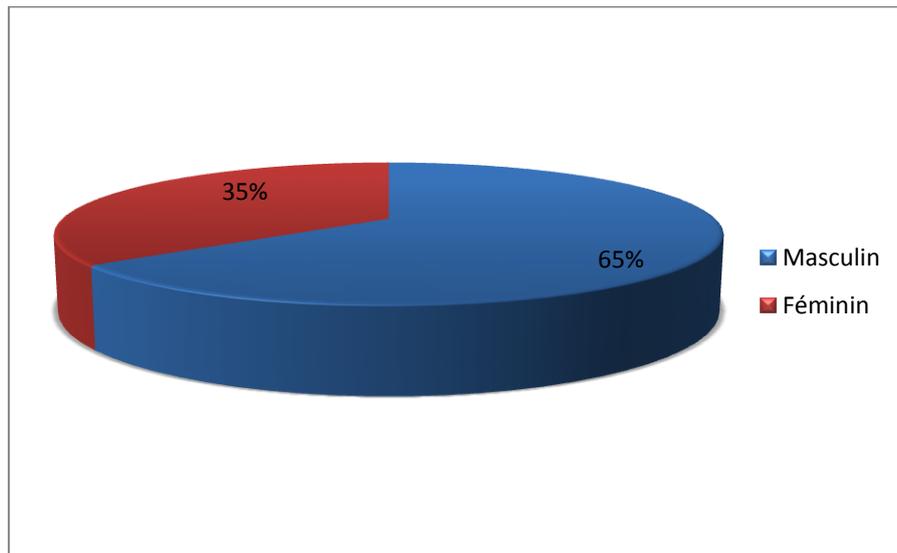


Figure 11 : Fréquence des cas positifs selon le sexe chez homme (pendant la période 2016-2017 au sein de la wilaya de Guelma)

1.1.3. Fréquence des résultats par mois de consultation :

Tableau 1 : Fréquence mensuelle chez homme (pendant la période 2016-2017 au sein de la wilaya de Guelma)

mois	Positif	%	Négatif	%
Janvier	22	12.15	64	6.3
Février	6	3.3	48	4.8
Mars	16	8.8	62	6.2
Avril	22	12.15	62	6.2
Mai	17	9.4	78	7.8
Juin	15	8.3	33	3.3
Juillet	10	5.5	54	5.4
Aout	3	1.7	54	5.4
Septembre	19	10.5	71	7
Octobre	25	13.8	309	30.8
Novembre	20	11	107	10.7
Décembre	4	2.2	15	1.5
Mars	1	0.6	15	1.5
Avril	1	0.6	31	3

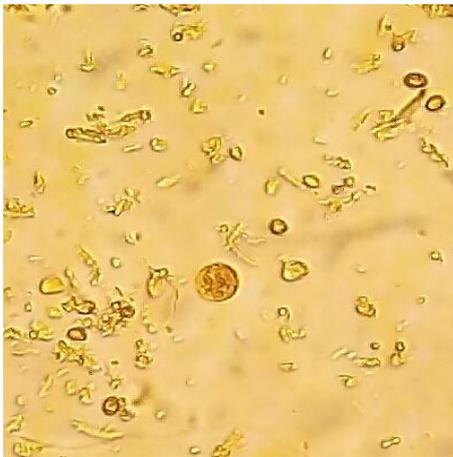
Il ressort de ce tableau que la fréquence la plus élevée a été observée pendant le mois d'octobre (13.8%) tandis que la plus basse fréquence a été observée pendant le mois de Mars et d'Avril (0.6%).

1.2. Type des parasites intestinaux :

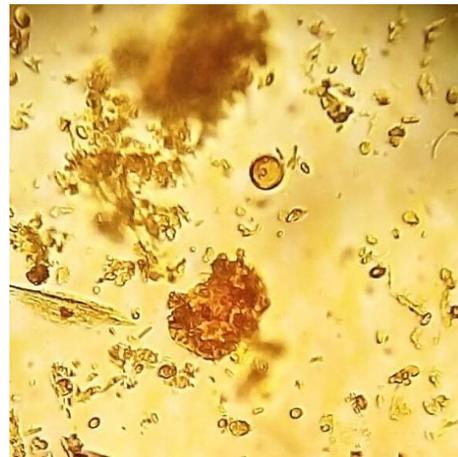
Dans notre travail nous avons découvert 10 espèces de parasites intestinaux chez l'Homme (Figures 12).

Ces espèces sont :

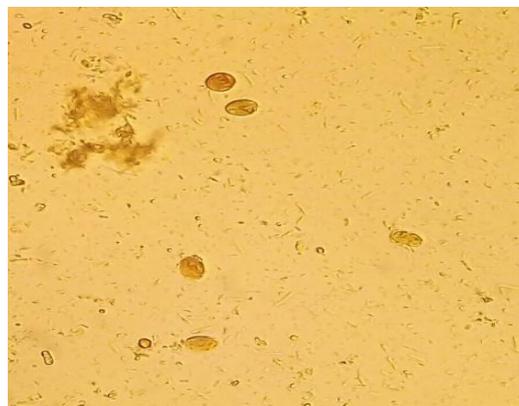
- *B. hominis*
- *E. nana*
- *E. coli*
- *G.intestinalis*
- *D. fragilis*
- *Enterobius vermicularis*
- *Entamoeba histolytica*
- *Pseudolimax butschlii*
- *T. intestinalis*
- *Taenia saginata*



Entamoeba coli 40x



Entamoeba histolytica 40x



Giardia intestinalis 40x



Enterobius vermicularis 10x



Enterobius vermicularis 40x

Figure 12 : Les parasites observés chez homme (pendant la période 2016-2017 au sein de la wilaya de Guelma).

1.2.1 .Fréquence des espèces de parasites selon les tranches d'âge :

Le tableau montre la variation de la présence des parasites en fonction de l'âge des patients.

Tableau 2 : Répartition des espèces de parasites par tranches d'âge chez homme (pendant la période 2016-2017 au sein de la wilaya de Guelma)

Groupes Parasitaires	Espèces parasites	Enfants: ≤18 ans		Adultes: ≥ 18 ans	
		Nombre de cas	%	Nombre de cas	%
PROTOZOAIRE	<i>E. histolytica</i>	0	0	1	100
	<i>E. coli</i>	2	18.2	9	81.8
	<i>E. nana</i>	8	13.3	52	86.7
	<i>D. fragilis</i>	2	33.3	4	66.7
	<i>P. butschlii</i>	0	0	1	100
	<i>G. intestinalis</i>	4	40	6	60
	<i>T. intestinal</i>	0	0	1	100
HELMINTHES	<i>B. hominis</i>	18	16	95	84
	<i>E. vermicularis</i>	1	33.3	2	66.7
	<i>T. saginata</i>	0	0	1	100

Notre analyse de la répartition des espèces de parasites par tranches d'âge montre des résultats variables. Tous les parasites ont infestés beaucoup plus les adultes que les enfants.

1.2.2 .Fréquence des espèces de parasites selon les groupes sexes :

Le tableau suivant représente la répartition des espèces de parasites retrouvées chez les patientes de la wilaya de Guelma au sein l'année 2016/2017 selon le sexe.

Tableau 3 : Répartition des espèces parasites par le sexe chez homme (pendant la période 2016-2017 au sein de la wilaya de Guelma)

Groupes Parasitaires	Espèces parasites	Sexe masculin		Sexe féminin	
		Nombre de cas	%	Nombre de cas	%
PROTOZOAIRE	<i>E. histolytica</i>	0	0	1	100
	<i>E. coli</i>	8	72.7	3	27.3
	<i>E. nana</i>	37	61.7	23	38.3
	<i>D. fragilis</i>	1	16.7	5	83.3
	<i>P. butschlii</i>	1	100	0	0
	<i>G. intestinalis</i>	7	70	3	30
	<i>T. intestinal</i>	1	100	0	0
	<i>B. hominis</i>	77	68	36	32
HELMINTHES	<i>E. vermicularis</i>	1	33.3	2	66.7
	<i>T. saginata</i>	0	0	1	100

Il ressort que *B.hominis*, *E. nana* et *E. coli* infestent plus les masculins que les féminins tandis que *D. fragilis* infeste d'avantage les féminins

1.2.3. Fréquence globale selon les groupes parasitaires :

L'identification systématique des parasites intestinaux chez les adultes et les enfants montre que les espèces de parasites intestinaux appartiennent aux deux groupes de Protozoaires et les Helminthes.

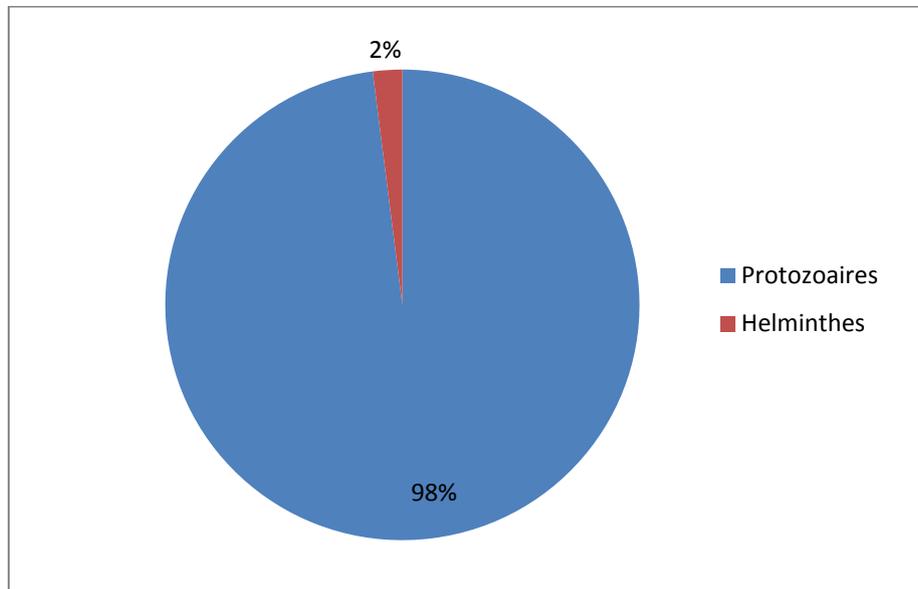


Figure 13 : Répartition des Protozoaires et Helminthes chez l'homme (pendant la période 2016-2017 au sein de la wilaya de Guelma)

Parmi les 207 sujets positifs, 203 cas sont infestés par des Protozoaires soit un pourcentage de 98 % et 4 cas par des Helminthes soit 2%.

1.2.4. Fréquence des espèces parasites :

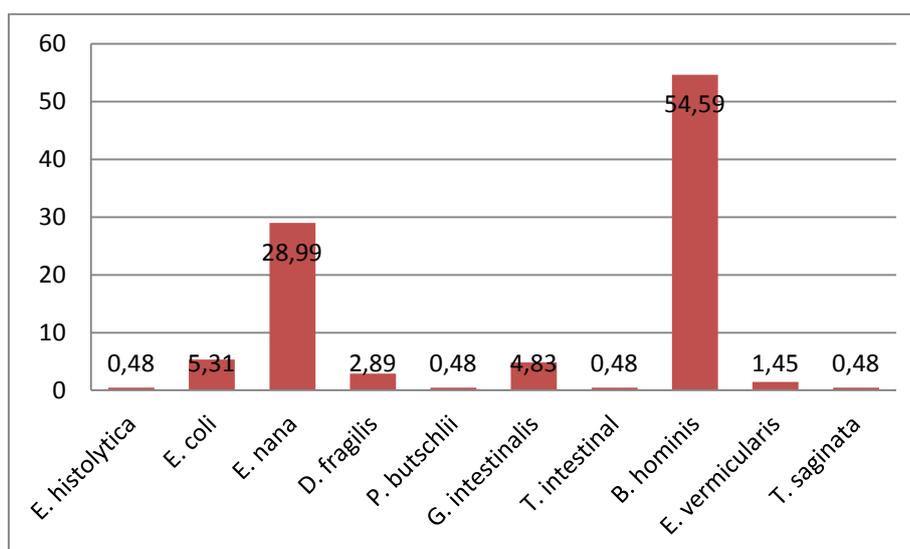


Figure 14 : Fréquence et répartition selon les espèces de parasites observées chez homme (pendant la période 2016-2017 au sein de la wilaya de Guelma)

Nous avons observé au cours de notre étude une variabilité des espèces de parasites avec des taux différents et une prédominance des Protozoaires par rapport aux Helminthes. Le classement des espèces retrouvées par ordre décroissant est le suivant:

- *B. hominis* 54,59%
- *E. nana* 28,99%
- *E. coli* 5,31%
- *G.intestinalis* 4,83%
- *D. fragilis* 2,89%
- *Enterobius vermicularis* 1,45%
- *Entamoeba histolytica* 0,48%
- *Pseudolimax butschlii* 0,48%
- *T. intestinalis* 0,48%
- *Taenia saginata* 0,48%

Selon la figure 5, on note que les espèces les plus prédominantes sont : *B.hominis* et *E. nana* avec respectivement : 54,59% et 28,99% Néanmoins, les espèces les moins trouvées sont : *E. histolytica*, *P. butschlii*, *T. intestinalis* avec une prévalence de 0.48%.

Au sien de wilaya de Guelma, les helminthes parasitant l'homme sont représentés par *Enterobius vermicularis* 1.45% et *T.saginata*

2. chez les ovins :

2.1. Fréquence des résultats positifs

Nos échantillons sont constitués par 80 ovins répartis sur 8 fermes de la région de Guelma. D'après la figure 15, 72% des ovins explorés sont porteurs de parasites intestinaux.

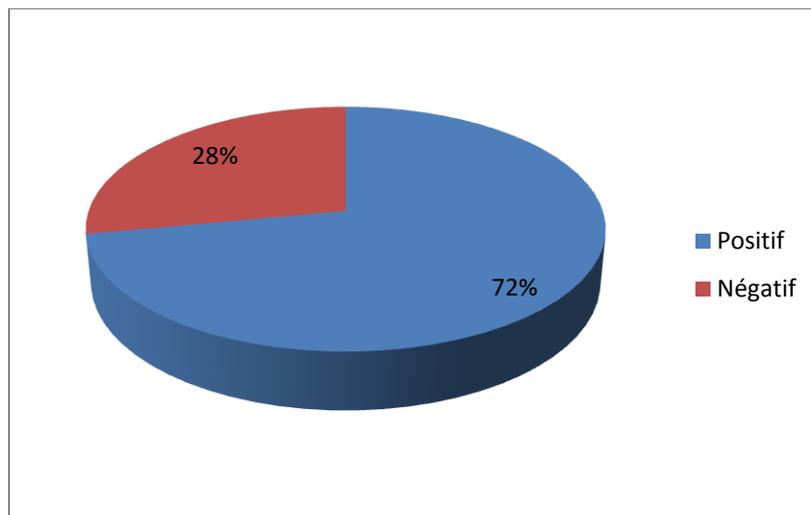


Figure 15 : Fréquence des ovins porteurs de parasites intestinaux dans la région de Guelma chez ovins (pendant la période février, mars, avril 2017 de la wilaya de Guelma).

2.1.1. Prévalence selon d'âge :

Il ressort de la figure 16 que dans l'ensemble des ovins porteurs de parasites intestinaux, les moutons dont l'âge est inférieur à un an (jeunes) étaient plus infestés (56%) que les moutons dont l'âge est supérieur d'un an (adultes) (44%).

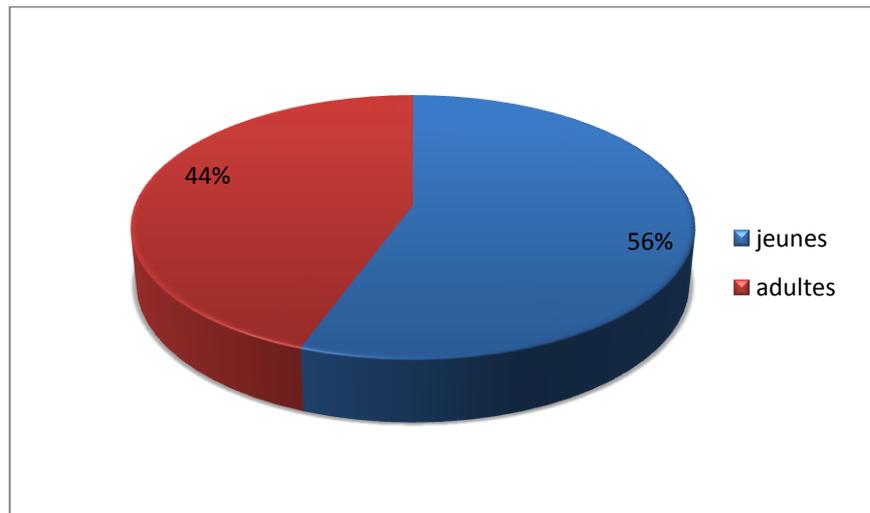


Figure 16 : Fréquence des résultats positifs par d'âge chez ovins (pendant la période février, mars, avril 2017 de la wilaya de Guelma).

2.1.2. Prévalence des parasites intestinaux selon le sexe :

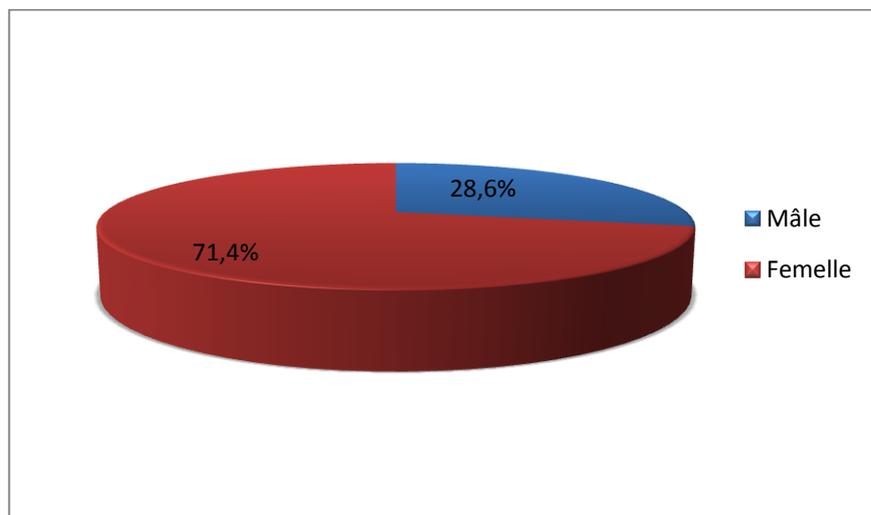


Figure 17 : Fréquence des résultats positifs par sexe chez ovins (pendant la période février, mars, avril 2017 de la wilaya de Guelma).

Les résultats de la figure 17 montrent que la fréquence des parasites intestinaux chez les ovins femelles est plus élevée (71,4%) que chez les sujets mâles (28,6%).

2.1.3. Répartition en fonction du lieu de résidence :

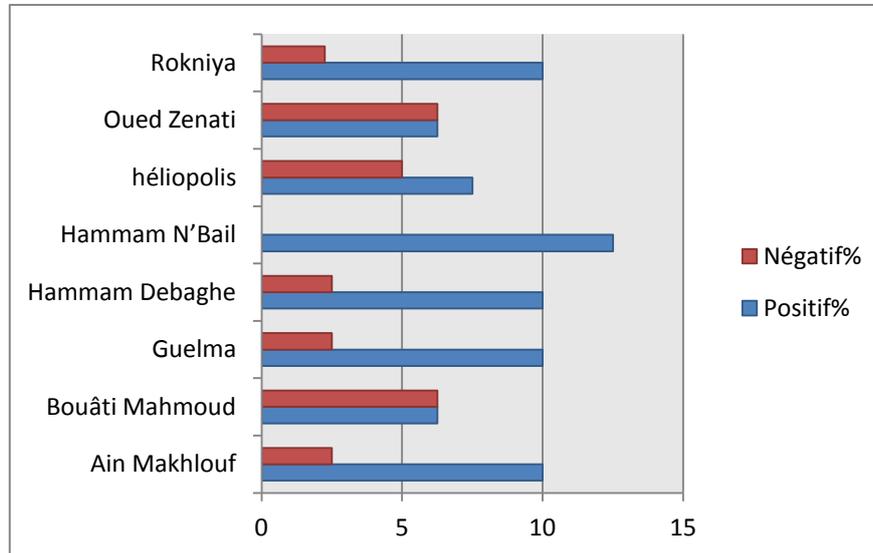


Figure 18 : Fréquence des parasites intestinaux chez les ovins par commune de résidence (pendant la période février, mars, avril 2017 de la wilaya de Guelma).

Il ressort de la figure 18 que la fréquence la plus élevée a été observée dans la commune Hammam N'Bail avec un taux de 12,5%, tandis que la fréquence la plus basse a été observée au niveau de la commune de Bouâti Mahmoud et Oued Zenati (6.25%). La commune de Héliopolis montre une fréquence de 7,5% et enfin la commune d'Ain Makhoulouf et Guelma et Hammam Debaghe et Rokniya montrent une fréquence de 10%.

2.1.4. Fréquence des résultats par mois de consultation :

Tableau 4 : Fréquence mensuelle des parasites chez ovins (pendant la période février, mars, avril 2017 de la wilaya de Guelma).

Mois	Positif	%	Négatif	%
Février	11	55	9	45
Mars	13	65	7	35
Avril	34	85	6	15

Il ressort de ce tableau que la fréquence la plus élevée a été observée pendant le mois d'Avril (85%) tandis que la plus basse fréquence a été observée pendant le mois de février (55%).

2. 2. Type des parasites intestinaux:

Dans notre travail nous avons découvert 7 espèces de parasites intestinaux chez les ovins (Figures 19).

Ces espèces sont :

- *Coccidie.*
- *Moniezia expansa*
- *Moniezia sp.*
- *Nématodirus sp.*
- *Strongle sp.*
- *Toxocara vitulorum.*
- *Trichuris ovis.*



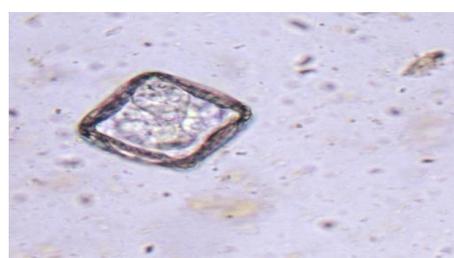
Kyste de *coccidie*, Gx10



Œuf de *Moniezia expansa*, G x10



Œuf de *Nematodirus sp.*, Gx10



Œuf de *Moniezia sp.*, G x10



Œuf de *Strongle sp.*, Gx10



Œuf de *Toxocara vitulorum*, Gx10



Œuf de *Trichuris ovis*, Gx10

Figure 19 : Les parasites observés chez ovins (pendant la période février, mars, avril 2017 de la wilaya de Guelma).

2.2.1 .Répartition des espèces en fonction de l'âge des moutons :

Il ressort du tableau 3 que les strongles sont les parasites intestinaux les plus fréquents dans nos échantillons avec un pourcentage de 35,3 % suivis par les coccidies avec une fréquence de 26%. Tandis que *Toxocara* et *Trichuris ovis* sont moins abondants (5.3 %).

D'autre part, on remarque que les strongles touchent beaucoup les moutons adultes que les jeunes avec un pourcentage de 20,2%.

De même, les coccidies sont plus fréquentes chez les adultes avec un pourcentage de 14,3% par rapport aux jeunes moutons (11,7%).

Tableau 5 : Fréquence des parasites intestinaux par groupe d'âge chez ovins (pendant la période février, mars, avril 2017 de la wilaya de Guelma).

Groupes Parasitaires	Espèces parasites	Mouton<1ans		Mouton>1ans		Total%
		Nombre de cas	%	Nombre de cas	%	
PROTOZOAIRES	<i>Coccidie</i>	14	11.7	17	14.3	26
HELMINTHES	<i>Monizeia expona</i>	6	5	7	5.9	10.4
	<i>Moniezia.sp</i>	1	0.8	8	6.7	7.5
	<i>Nématodirus. sp</i>	7	5.9	5	4.2	10.1
	<i>Strongle</i>	18	15.1	24	20.2	35.3
	<i>Toxocara</i>	2	1.7	4	3.4	5.3
	<i>Trichuris ovis</i>	2	1.7	4	3.4	5.3
Total		50	41.9	69	58.1	100

2.2.2. Répartition en fonction du sexe:

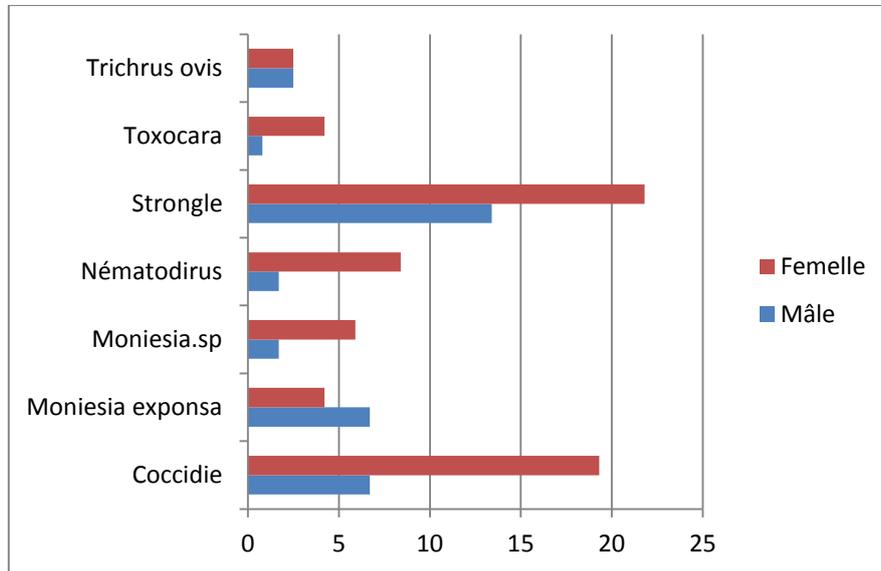


Figure 20: Fréquence des parasites intestinaux en fonction du sexe chez ovins (pendant la période février, mars, avril 2017 de la wilaya de Guelma).

D'après les résultats de la figure 20, les parasitoses intestinales ont infesté beaucoup plus les femelles (66%) que les mâles (34%).

2.2.3. Fréquence des parasites selon les fermes d'origine géographique :

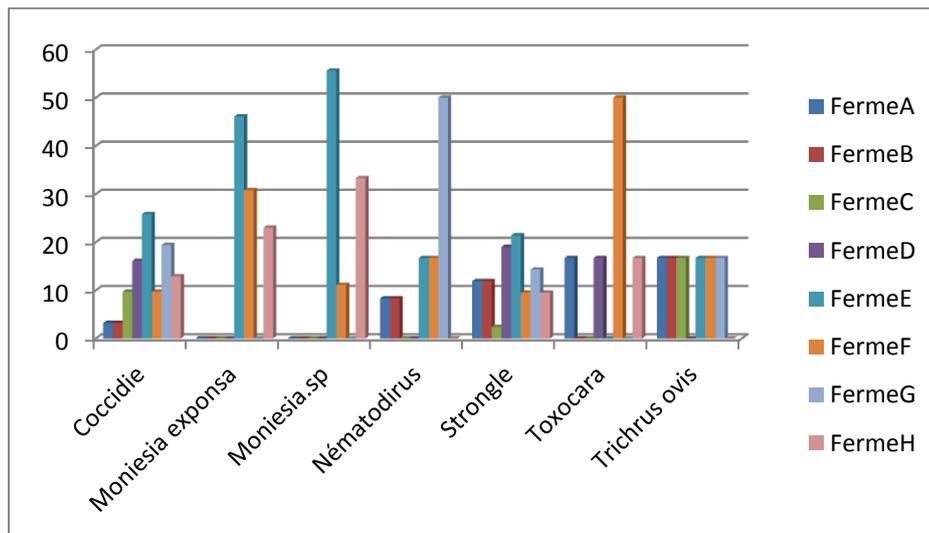


Figure 21: Comparaison des prévalences des parasites intestinaux identifiés dans la région chez ovins (pendant la période février, mars, avril 2017 de la wilaya de Guelma).

Les résultats de la figure 21 montrent que, les strongles, qui est le parasite le plus fréquent dans notre étude a été plus observé au niveau de la Ferme E (Hammam N'baïl) (21,4%). En plus, *Trichuris ovis* n'a été observé qu'au niveau de la Ferme E.

2.2.4. Méthodes d'échantillonnage des parasites intestinaux :

Tableau 6: Fréquence des parasites selon les méthodes utilisées chez ovins (pendant la période février, mars, avril 2017 de la wilaya de Guelma).

Parasite	flottation	Mac Master x100g	Sédimentation
<i>Coccidie</i>	31	278	-
<i>Moniezia exposita</i>	13	646	-
<i>Moniezia sp</i>	9	95	-
<i>Nématodirus sp</i>	12	45	-
<i>Strongle</i>	42	175	-
<i>Toxocara</i>	6	35	-
<i>Trichuris ovis</i>	6	6	-
Total	119	1280	-

Dans notre étude on a réalisé 3 méthodes pour la découverte des parasites intestinaux dans les excréments des ovins ; ces 3 méthodes sont : la flottation, sédimentation et Mac Master. Une comparaison a été faite pour voir quelle est la méthode la plus efficace.

L'analyse des échantillons avec les 3 méthodes a montré des résultats variables concernant les fréquences des parasites.

Ainsi, tous les parasites ont été découverts par les deux méthodes de flottation et Mac Master mais cette dernière a montré plus de parasites que la flottation.

On note aussi que la méthode de Sédimentation n'a donné aucun résultat.



Chapitre V

1. chez l'homme:

1.1. Le but :

Le but de ce travail était de déterminer le taux de prévalence des parasitoses intestinales qui touchent la population des humains, et la mise en évidence de la relation entre le parasitisme intestinal avec les paramètres d'âge et le sexe des patients.

Notre étude considérée comme la première étude sur terrain qui s'intéresse aux parasitoses intestinales au niveau de la wilaya de Guelma. Elle repose sur des statistiques tirées à partir de registres disponible au niveau du laboratoire de parasitologie à l'hôpital Ibn zohr de Guelma et où acheminent la majorité des patients de la wilaya de Guelma.

1.2. Prévalence des parasitoses intestinales :

Dans notre étude, la fréquence globale des cas positives (17,48%) est estimée inférieure à celles retrouvées dans d'autres études en Afrique. En effet, des prévalences supérieures ont été trouvées dans la région de Sfax en Tunisie (26,6 %) (Ayadi *et al.*, 1991), dans le bassin du fleuve de Sénégal (30,6 %) (Faye *et al.*, 1998) et à Oran (19,96 %) (Benouis *et al.*, 2013). En revanche d'autres études ont montré des prévalences inférieures, comme celle réalisée dans la région de Marrakech au Maroc (15%) (Belhamri *et al.*, 2015).

Ces valeurs traduisent une hygiène précaire favorable au mode d'infestation par ingestion d'aliments souillés à la faveur des mains sales (Benouis *et al.*, 2013) (616). En effet, les saisons chaudes et pluvieuses permettent le maintien de l'infectiosité des formes infectantes des parasites et leur dissémination, aussi le changement des habitudes alimentaires avec une augmentation de la consommation de l'eau et des aliments crus (fruits, légumes frais, salades...) en période estivale pourrait justifier cette recrudescence (Ouattara *et al.*, 2008).

1.3. Prévalence en fonction de l'âge des patients :

L'effet de l'âge des patients sur la prévalence des parasitoses intestinales est différent d'une étude à l'autre. Nos résultats de la prévalence en fonction de l'âge comparés avec ceux obtenus à Marrakech (Maroc) sont discordants voir complètement à l'opposé pour les adultes (84% versus 15%) pour les enfants (16% versus 24%) (Belhamri *et al.*, 2015) et comparés avec ceux obtenus au C.H.U d'Oran sont : pour les enfants (28,84% versus 16%) et pour les adultes (71.15 versus 84%) (Benouis *et al.*, 2013). Il en est de même dans une étude menée dans le bassin du fleuve de Sénégal pour l'ensemble des

tranches d'âges où le taux d'infestation est largement supérieur pour les moins de 15 ans par comparaison à notre étude (73,5% versus 16%) (Faye *et al.*, 1998). Alors qu'à Sfax (Tunisie) dans une enquête réalisée au centre hospitalo-universitaire concernant 3025 enfants durant 2 ans, les auteurs rapportent 25,09% de cas positifs (Ayadi *et al.*, 1991).

1.4. Prévalence en fonction du sexe des patients :

Dans notre étude, Le sexe influence significativement la prévalence des parasitoses intestinales. En effet, on a retrouvé que le sexe masculin est plus touché par les parasites intestinaux que le sexe féminin avec respectivement (65% et 35%). Nos résultats montrent également la relation entre les espèces trouvées et le sexe des patients. En effet, on n'a retrouvé que *Blastocystis.hominis*, *Endolimax.nana* et *Entamoeba.coli* sont plus fréquentes chez le sexe masculins, par contre *Dientamoeba. fragilis* plus retrouvées chez le sexe masculin.

Ces résultats concordent avec ceux de l'étude menée à Marrakech (Maroc) (Belhamri *et al.*, 2015). En fait, le parasitisme des patients du sexe masculin (12,7%) est supérieur à celui des patients du sexe féminin (6,5%). En revanche, les études effectuées au C.H.U d' Oran (Benouis *et al.*, 2013) et au Sud de Togo (Aubry *et al.*, 2008) et à Pékin (Aplogan *et al.*, 1990) n'ont montré aucune association significative.

1.5. Prévalence des protozoaires et des helminthes :

Dans notre étude les protozoaires présentent une prévalence globale de 98% par rapport à 2% seulement pour les Helminthes. Ce taux est beaucoup plus proche à celui observé dans la région de Sfax (96,5%) (Ayadi *et al.*, 1991). De même, les résultats de notre étude sont semblables à ceux trouvés au C.H.U d'Oran (95,7%) (Benouis *et al.*, 2013), et à ceux observés dans la région de Marrakech (89%) (Belhamri *et al.*, 2015).

La dominance des protozoaires par rapport aux Helminthes est due au fait que ces parasites sont transmis sous forme kystique souillant les aliments crus (fruits, légumes, salades...) et l'eau de boisson. En effet, les cours d'eau sont le plus souvent pollués par les excréments humains. Ensuite, cette eau est consommée par la population, ou utilisée dans l'irrigation, sans traitement préalable car la majorité de la population consomment l'eau du robinet (El Kattani, 2006).

Dans notre étude concernant l'examen parasitologique des selles on a retrouvé que les protozoaires sont les plus prédominants représentés essentiellement par les classes de coccidies (54,59%), des amibes (38,15%) et des flagellés (5,31%).

Blastocystis hominis est le premier protozoaire isolé avec une fréquence de (54,59%). Cette fréquence est supérieure à celle observée au C.H.U d'Oran (47,17%) (Benouis *et al.*, 2013) et au Marrakech (12,2%) alors qu'il n'a pas été trouvé au bassin du fleuve Sénégal (Faye *et al.*, 1998).

Les amibes sont présentes en deuxième position. Les espèces identifiées appartenant à cette classe sont par ordre de fréquence décroissante : *Endolimax nana* (28,99%), *Entamoeba coli* (5,31%), *Dientamoeba fragilis* (2,89%), *Entamoeba histolytica* et *Pseudolimax butschlii* avec des fréquences égales à 0,48%. En fait, dans notre étude l'espèce *Endolimax nana* est l'amibe la plus fréquente suivie de l'espèce *Entamoeba coli*, ce qui est l'inverse des résultats retrouvés au bassin du fleuve de Sénégal et au C.H.U d'Oran (Benouis *et al.*, 2013).

La classe des flagellés est présente chez nos patients en troisième position. En effet, on note une prédominance nette de *Giardia intestinalis* qui représente à elle seule 4,83% du total des flagellés. Par contre, on a remarqué la présence assez rare de *Trichomonas intestinalis* (0,48%). Cette fréquence est nettement inférieure à celle trouvée dans les deux études réalisées au C.H.U d'Oran (15,32%) (Benouis *et al.*, 2013) et au bassin du fleuve de Sénégal (5,5%) (Faye *et al.*, 1998).

Concernant les Helminthes explorés dans notre étude, deux espèces ont été retrouvées: *Enterobius vermicularis* (1,45%) et *Taenia saginata* (0,48%). Dans la majorité des études trouvées dans la bibliographie, on a noté que l'espèce *Enterobius vermicularis* occupe la première place par rapport aux autres Helminthes recherchés chez l'homme mais avec des fréquences variables : 2,82% au C.H.U d'Oran (Benouis *et al.*, 2013), 5% au Marrakech (Belhamri *et al.*, 2015).

L'infestation par les deux espèces d'Helminthes répertoriées au cours de notre étude (*Enterobius vermicularis*, et *Taenia saginata*) est la conséquence de transmission orale et d'auto-infestation pour le cas d'*Enterobius vermicularis* (Desoubeaux *et al.*, 2012), (Aubry, 2008), ce qui confirme que les parasitoses intestinales résultent de l'hygiène défectueuse.

Notre étude a permis d'identifier les deux espèces connues universellement comme pathogènes pour l'homme et qui sont *Giardia intestinalis* et *Enterobius vermicularis*, cependant la pathogénie de *Blastocystis hominis* reste encore discutée.

2. chez les ovins :

2.1. Le but :

Le but de cette étude était, en partie, de déterminer la prévalence et l'occurrence des parasitoses intestinales chez les ovins. Les données ont été tirées à partir de 8 fermes choisies dans la région de Guelma.

Nos résultats seront discutés selon des critères à savoir, les différentes catégories de parasites par espèce, le type d'élevage, la saison, le sexe et enfin l'âge, nous considérons à chaque fois les prévalences des strongyloses, des cestodoses et des coccidioses.

2.2. Espèces de parasites :

La communauté des parasites trouvée chez les ovins de la région de Guelma est représentée par : les cestodes, les Nématodes et les protozoaires.

Les cestodes (19%) sont représentés dans la région de Guelma par un seul genre : *Moniezia* avec les 2 espèces (*Moniezia Expansa* et *Moniezia benedeni*) avec des taux respectifs de 11,4% et 7,6%. Des résultats similaires ont été trouvés par l'étude de Boulkaboul (2006). Cette étude concerne le parasitisme interne du mouton de la race d'Ouled Djellal en zone semi-aride d'Algérie où le taux d'infestation par les cestodes est de l'ordre de 18% mais il a noté la présence de 3 espèces dans cette région (*Moniezia expansa*, *Moniezia benedeni* et *Avitellina centripunctata*).

Les strongles digestifs des ovins de la région de Batna (Algérie) (Meradi, 2012) sont représentés dans la région de Batna *Moniezia expansa* enregistrent une prévalence de 42%, Il est très élevé en wilaya de Guelma.

Les strongles digestifs touchent 45% des animaux de la région de Guelma. Dans cette catégorie de parasites la différenciation entre les œufs des espèces n'est pas toujours aisée sauf pour *Nematodirus* sp. et des autres espèces de strongles, dont on a enregistré respectivement 10% et 35% de prévalence.

Le genre *Nematodirus* est le parasite le plus fréquent. L'étude menée sur les pathologies des petits ruminants dans la région du Houet (Burkina Faso) par (Abidiasse,

2012) a montré des résultats beaucoup plus supérieurs avec une prévalence de 56,20 %.

Dans la wilaya de Batna, *Nematodirus sp* est rencontré à 90%.

La prévalence des Trichures, représentés par *Trichuris ovis*, dans nos échantillons est de 5%, par contre (Abidiassse ,2012) a révélé un taux d'infestation de 1,96 % dans la région du Houet. Et en Algérie dans la wilaya de Batna trichuris ovins très rare 0,01%.

Les résultats concernant les coccidies ont montré une incidence de 26%, contre une incidence de 19,27 % dans la région du Houet (Abidiassse, 2012). Les coccidies trouvées dans notre région sont représentées par le genre *Eimeria* ceci peut être expliqué par le fait que les conditions climatiques de chaleur, pluviométrie et humidité semblent propices à la multiplication de ces protozoaires.

Toxocara vermicularis a été découvert dans nos échantillons avec une prévalence de 5%, cette espèce est plus rare chez les ovins et plus fréquente chez les tout les ruminant.

2.3. Prévalence des parasitoses intestinales selon l'âge :

Deux catégories d'âge ont été explorées pour leur prévalence en parasitoses intestinales. En effet, cette étude concerne les ovins âgés de moins d'un an (les jeunes) et ceux âgés de plus d'un an (les adultes). Ces deux catégories d'âge, représentent respectivement, des prévalences de 41.9 % et 58.1 %. Il est à noter que tous les animaux, quelque soit leur âge, sont parasités mais avec des prévalences qui croissent avec l'âge.

Les jeunes ovins et les adultes semblent être plus sensibles à l'infestation par les strongyloses digestives avec des taux respectivement de 15,1% et 20,2%, ce qui signifie que pour ces deux classes d'âge environ un animal sur deux est touché par cette parasitose.

Les coccidies touchent fortement toutes les catégories d'âge avec des prévalences proches. En effet, des taux d'infestation de 14,3 % et de 14% respectivement chez les adultes et les jeunes ovins.

2.4. Prévalence des parasitoses intestinales selon le sexe :

Sur la totalité de l'échantillon 80, Sur les animaux positifs, le sexe male 16 pour les 23 et il est de femelle 40 pour 57.

Dans l'échantillon étudié, la proportion des femelles touchées par les parasites intestinaux est nettement supérieure à celle des mâles avec, respectivement, 71,4 % et 28,6%.

En fait, les strongyloses digestives touchent beaucoup plus les femelles (22%) que les mâles (13%).

Egalement, les coccidies sont plus fréquemment rencontrées chez les femelles. En effet, la prévalence chez les femelles (19%) l'emporte sur celle des mâles (7%).

Les cestodes qui parasitent les ovins appartiennent aux espèces de *Moniezia* (*Moniezia Expansa* et *Moniezia benedeni*) qui touchent les deux sexes avec des taux différents. En effet, ce genre est plus rencontré chez les femelles (6%) que chez les mâles (2%).

Concernant les Trichures les deux sexes sont également parasités par *Trichuris ovis* (3 %).

En comparaison avec les résultats d'une étude prospective concernant le parasitisme interne des ovins dans une région steppique (la région d'Ain D'hab), Saidi et ses collaborateurs (2007) ont observé des taux plus élevés chez les agneaux (64,6 %) que chez les brebis (43,5%). D'autre côté, les parasites : coccidies, strongles, *Nematodirus* sp et *Marshallagia* sp ont été isolés et identifiés dans les différentes fermes de la région d'Ain D'hab. Des prévalences globales de 20,2 % et 55,5 % pour le genre *Nematodirus* respectivement chez les brebis et les agneaux ont été observées. La prévalence globale de *Trichuris ovis* a été très faible chez les brebis comme chez les agneaux (0,5 % et 0 % respectivement).

Le parasitisme coccidien était plus important chez les agneaux, les prévalences globales enregistrées étaient de 23,7 % chez les agneaux contre 9,1 % chez les brebis.

2.5. Prévalence des parasitoses intestinales selon la saison :

Les parasite de ovins sensible au Le changement climatique, L'humidité et la sècheresse influent fortement les cycles biologiques des parasites, en particulier leur développement et leur survie dans le milieu extérieur.

Les prélèvements ont été faits pendant deux périodes, la première humide s'étendant du 15 février au 15 avril puis débute la deuxième période qui est plus sèche, ainsi on note des taux d'infestations différents selon les deux saisons.

En comparaison avec une étude épidémiologique réalisée au Maroc sur le parasitisme digestif et pulmonaire des ovins (Paliargues *et al.*, 2007). En hiver, le taux d'infestation des brebis par les strongles digestifs est supérieur à 50 % alors qu'au

printemps, on enregistre une diminution sensible du nombre d'animaux infestés, suivie en automne d'une augmentation significative du taux d'infestation qui peut atteindre 100 % des brebis. Le taux des helminthes est nettement plus faible en période humide (janvier, février) qu'en période sèche (avril).

Ceci peut être expliqué par le fait que l'infestation se faisant par l'ingestion des larves L3 qui se développent dans le milieu extérieur pendant la période humide (humidité et température adéquates) puis pendant la saison sèche, ces parasites après l'infestation se développent d'une manière importante chez l'hôte.

Les protozoaires parasites du tube digestif sont nettement plus fréquents en saison humide comme en saison sèche, ceci s'expliqueraient par le fait que la sporulation des ookystes à l'extérieur exige des conditions d'hygrométrie et de température largement favorables en saison humide, mais le taux d'infestation en saison sèche reste relativement élevé en raison peut être des conditions de sporulation favorables aux alentours des points d'abreuvements et des marigots.

2.6. Description et les modes d'élevage :

Les résultats de notre étude ne sont pas très élevés par rapport à ceux prévus. Ceci est peut être du à la période de l'étude. En plus, les troupeaux sont de petite taille, le risque de contamination y est donc plus faible. Néanmoins, cette étude a montré des parasites pathogènes qui peuvent toucher l'Homme. En fait, leur pullulation est du à plusieurs facteurs liés aux conditions d'élevage dans notre région. Les animaux vivent en plein air inadéquat (des terres de pâturage), les conditions de vie dans les étables ne sont pas cohérents avec les conditions d'hygiène. En plus, différentes espèces animales (ovins, bovins) vivent en collectivité et en promiscuité.

La différence des résultats de notre étude sur les fermes de Guelma, peuvent être interpréter par le fait que les animaux ne reçoivent pas le traitement de vermifugation de la même manière et de même posologie. En effet, certains animaux avaient été vermifugés dans les 3 mois avant le début de notre étude (l'ITMA), d'autres animaux ont été vermifugés pendant 6 mois (par exemple la ferme de Oued Zenati), le reste des animaux avaient été vermifugés pendant plus de 6 mois (Ferme de Hammam N'Bail).

Il est important de signaler que les fermes où les animaux sont justement traités ont montré un taux de parasitisme réduit (exemple : les fermes de Bouâti Mahmoud et Oued

Chapitre V : Discussion

Zenati : 6.25%), par rapport à celles où les animaux ont été traités d'une façon inappropriée où le taux de parasitisme est élevé (ferme de Hammam N'Bail : 12,5%).

Conclusion

Notre étude avait pour objectif de déterminer la nature de la population parasitaire du tube digestif et sa variabilité chez l'homme et les ovins dans la wilaya de Guelma.

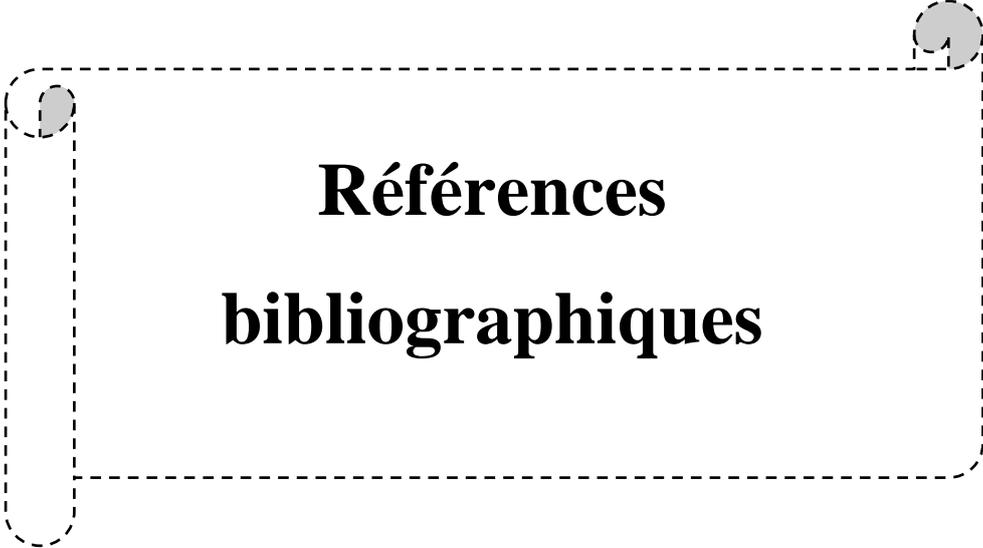
Le travail a été effectué dans le laboratoire de Parasitologie et Mycologie à l'hôpital Ibn Zohr de Guelma. Elle a été réalisée sur 1184 patients hospitalisés et externes. Les analyses coproscopiques des selles ont été réalisées par la méthode de Ritchie, le scotch test, l'examen direct et la coloration au lugol. En effet, les résultats de cette étude ont révélé une forte prévalence des Protozoaires, et surtout par ordre de leurs fréquences : *B. hominis*, *E. nana*, *E. coli*, *E. histolytica* et *G. intestinalis*. Tandis que les helminthes étaient surtout représentés par *E. vermicularis* et *T. saginata*.

Concernant l'étude portée sur les animaux Ovins, un échantillonnage a été réalisé pendant trois mois, dans 8 fermes de la région de Guelma. Les 80 prélèvements obtenus ont subi chacun des analyses coproscopiques à savoir : la flottation, sédimentation et McMaster. En effet, les résultats de cette étude ont montré que les groupes de parasites identifiés avec certitude chez les ovins sont : les coccidies (26%), Strongle digestifs (35%), *Nematodirus* sp (10%), *Trichuris ovis* (5%), *Toxocara vermicularis* (5%) et *Moniezia* sp (19%).

L'importance de la fréquence ainsi que l'abondance des parasites intestinaux chez l'Homme et les animaux herbivores au sein de la wilaya de Guelma nous incitent à chercher les causes réelles et les solutions afin de minimiser et de restreindre ces maladies d'importance médicale et économique. En fait, quelques solutions stratégiques peuvent être présentées :

- La sensibilisation de la population,
- Traitement adéquat de l'Homme et des animaux
- Améliorer les méthodes de diagnostic que ce soit pour l'homme ou les animaux, en se basant sur les techniques spécifiques.

En perspectives, dans l'avenir d'autres études pourront être effectuées dans le but de préciser les espèces des parasites digestifs par des techniques spécifiques.



**Références
bibliographiques**

Références bibliographiques

- Abassa K P., 1975. Le tenaisis des petits ruminants au Togo. Faculté de Médecine et de Pharmacie de Dakar. École Inter-états Des Sciences et Médecine Vétérinaires de Dakar. 125 p.
- Aplogan A. Schneider D. Dyck J.L. Berger J ., 1990.Parasitose digestives chez le jeune enfant en milieu extra Hospitalier Tropical (Sud Togo). *Ann. Pédiatrie*. **37**(10) :677- 681.
- Aubry P. & Gaüzère B.A., 2013.Giardiose et syndrome de malabsorption intestinale. Médecine tropicale des pays de l'Océane Indien.05p.
- Aubry P., 2008. Parasitoses digestives dues à des nématodes. [Online] Available: [http : www. Médecine tropicale.free.fr/cours/nematode.pdf](http://www.Médecine tropicale.free.fr/cours/nematode.pdf) (13/10/2008).
- Ayadi A. Mahfoudh A. & Mahjoubi F., 1991.Parasitoses intestinales chez l'enfant, Bilan de 2 ans dans le Centre Hospital. Universitaire de Sfax, Méd. Afrique Noire, **38**(8/9) .557-560 p.
- Barr S C., Bowman D D., Heller R L., 1994. Efficacy of fenbendazole against giardiasis dogs- *Am. J. Vet. Res*, **55** (7): 988-990.
- Belhamri N., 2015. Profil épidémiologique des parasitoses intestinales au service de Parasitologie Mycologie à l'Hôpital Militaire Avicenne de Marrakech. Thèse de doctorat.Université cadi avyad faculté de médecine, de pharmacie Marrakech.115p.
- Benouis A, 2012.Etude épidémiologique des parasitoses intestinales humaines au niveau du C.H.U. d'Oran. Thèse de magister, université d'Oran. Faculté de science.
- Bentounsi M., 2008.Parasitologie. Université mentouri, Département Sciences Vétérinaires el khroub. 113 p.
- Beugnet F., Polack B., Dang H., 2004. Atlas de coproscopie. Kalianxis, Clichy, 277p. In Chanudet J., 2012. Comparaison de Différentes Colorations Pour la mise en Evidence des protozoaires dans la coproscopie des ruminants. Thèse de doctorat vétérinaire .Université Claude-Bernard - Lyon I (Médecine - Pharmacie). 172 p.
- Boudreau P., 1993. Les gardioses des carnivores - *Rec. Méd. Vét*, **169** (5/6) : 393- 400. In Gayet D., 2004. comparaison de la coproscopie et de l'immundétection pour le

Références bibliographiques

diagnostic de la giarديوise du chien. thèse doctorat vétérinaire. La Faculté de Médecine de Créteil. École Nationale Vétérinaire D'Alfort. 84 p.

- Boulkaboul A *et al.*, 2006. Parasitisme interne du mouton de race Ouled Djellal en zone semi-aride d'Algérie. Pathologie Parasitaire. *Revue Élev. Méd. vét. Pays trop.* **59** (1-4) : 23-29.
- Bowman D.D., 1999. Georgis' Parasitology for Veterinarians. 7e édition. Philadelphia: W. B. Saunders Company. 414 p. In Juliette., 2007. Comparaison de la réponse anticorps systémique des ovins barbados black belly et INRA 401 lors d'infestations expérimentales par *Haemonchus contortus* (Nematoda : Trichostrongylidae). Université Paul-Sabatier de Toulouse. Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse. 102p.
- Bowman. & Dwight D., 1999. Georgis' Parasitology for Veterinarians 7th édition. In Sochat F., 2015. Évaluation d'un nouveau liquide dense pour le diagnostic coproscopique des infestations des ruminants par les trématodes. Thèse d'exercice. Médecine vétérinaire. 118 p.
- Bussieras J. & Charmette R, 1995. Parasitologie vétérinaire, Helminthologie. Fascicule III. 2nde ed. Polycopié. Ecole nationale vétérinaire d'Alfort, Unité pédagogique de Parasitologie. 299p.
- Bussieras J. & Charmette R., 1992. Protozoologie Vétérinaire. Abrégé de Parasitologie Vétérinaire. Fascicule II. Ed Service de Parasitologie ENVA. 186p.
- Bussieras J. & Chermette R, 1991. Abrégé de Parasitologie vétérinaire – Helminthologie – Fascicule IV, Informations techniques de services vétérinaires. Service de parasitologie de l'ENV de Maisons-Alfort.
- Chekkal F *et al.*, 2015. Guide de caractérisation phénotypique des races ovines de l'Algérie. Édition CRSTRA. 51 p.
- Cockenpot A., 2013. Etude des facteurs de variation de l'excrétion parasitaire mesurée par analyse coproscopique chez le mouflon méditerranéen (*Ovis Gmelini* Musimon X *Ovis*.) dans le massif du Caroux-espinois. Université Claude-Bernard – Lyon I (Médecine – Pharmacie). 152 p.
- Conboy G., 1997. Giardia - *Can. Vet. Jou.* **38** (4): 245-247.

Références bibliographiques

- Dauschies. &Ditmtmar., 2007. Diagnosis of Bovine coccidiosis. [CD-Rom]. Leverleuser : Bayer HealthCare Animal Health. In Chanudet J., 2012. Comparaison de Différentes Colorations Pour la mise en Evidence des protozoaires dans la coproscopie des ruminants. Thèse de doctorat vétérinaire.Université Claude-Bernard - Lyon I (Médecine - Pharmacie). 172 p.
- Desoubeaux G. &Chandenier J., 2012. Nématodoses intestinales ; aspects épidémiocliniques et diagnostic. *Revue Francophone des laboratoires*. **42** (440) :39-59.
- Desvars A., 2004.Enquête sur le parasitisme gastro-intestinal des petits ruminants en Nouvelle-Calédonie. Mémoire de stage CEAV- PARC. 144 p.
- Diedhiou I, 1999 .Contribution a l'étude des endémies parasitaires Thèse de doctoret , université cheikh anta diop de dakar. Faculte de medecine de pharmacie et d'odontostomatologie. 29p.
- Durand F, Pierre brenier-pinchart M, Pelloux H., 2004.Parasitoses digestives : lambliaise, taeniasis, ascaridiose, oxyurose, amibiase, hydatidose .Corpus Médical – Faculté de Médecine de Grenoble.15p.
- El- hassani I ,2014. Profil du portage parasitaire intestinal observé au laboratoire de parasitologie de l'hôpital militaire.44p.
- El Kattani S., Azzouzi E.M., Maata A., 2006.Prévalence de Giardia intestinalis chez une population rurale utilisant les eaux usées à des fins agricoles à Settat (Maroc).Médecine et maladies infectieuses.36 :322-328p.
- Euzeby J ., 1963. Les maladies vermineuses des animaux domestiques et leurs incidences sur la pathologie humaine. Ed. Viget-frères, paris. In Daoudi A., 1983. physiopathologie de l'haemonchose et de l'ostertagiose ovines, recherches sur l'intervention des prostaglandines et leur role dans la relation hote – parasite. Thèse de Doctorat Vétérinaires. Institut agronomique et vétérinaire Hassan II. 98 p.
- Euzeby J., 1971. Les maladies vermineuses des animaux domestiques et leurs incidences sur la pathologie humaine. Tome II : Maladies dues aux Plathelminthes. Fascicule II. Vigot Frères(Ed), Paris, 798 p.

Références bibliographiques

- Faye O. N'Dir O. Gaye O. Dieng Y. Dieng T. Bah I.B. *et al.*, 1998. Les parasitoses intestinales dans le bassin du fleuve Sénégal, Résultats d'enquêtes effectuées en milieu rural, *Méd. Afrique Noire*, **45**(8/9). 491-495p.
- Fayer R. & Ungar B. L.P. 1986. *Cryptosporidium* spp. And cryptosporidiosis. *Microbiological Reviews*. **50**, 4:458-483p.
- Fayer R., 1997. *Cryptosporidium* and cryptosporidiosis. CRC Press. Boca Raton. New York. London. Tokyo. In Daouia M., 2012. Etude parasitologique pour l'identification des agents responsables des diarrhées néonatales chez les agneaux et les veaux dans la région d'Oran. Université d'Oran faculté des sciences département biologie. 109 p.
- Gaudiot C., 2000. Contamination parasitaire chez l'homme par l'alimentation. Thèse de doctorat, université henry poincare - nancy 1. Faculté de pharmacie. 101p.
- Gillet P. Potter I. Jacobs J, 2008. parasitologie humaine tropicale. Institut de Médecine Tropicale Prince Léopold. 138p.
- Hansen J., Perry B., 1995. épidémiologie diagnostic et prophylaxie des helminthiases des ruminants domestiques. organisation des nations unies pour l'alimentation et l'agriculture. 156p.
- Irola E.A., 2010. Le diagnostic et le traitement des parasitoses digestives des équidés. Thèse de doctorat. Ecole nationale vétérinaire d'alfort. Faculté de médecine de Créteil. 179p.
- Lacoste R., 2009. Etude expérimentale et recommandations Pour la diagnose et la gestion Des rhizoflagelles et des ciliés. Thèse de doctorat vétérinaire. Ecole nationale vétérinaire d'alfort. Faculté de médecine de Créteil. 230p.
- Lorgeril M., 2011. Infection a *blastocystis hominis* : épidémiologie, physiopathologie, contrôle. Thèse de doctorat en pharmacie, université de limoges. Faculté de pharmacie. 86p.
- Mage C., 2016. Maladies parasitaires du mouton Prévention, diagnostic et traitement. 3^e édition ; petits ruminants, Éditions France Agricole. 181 p.
- Meradi S., 2012. Les strongles digestifs des ovins de la région de Batna (Algérie) : Caractérisation, spécificités climatiques et indicateurs physiopathologiques. Université hadj lakhdar de Batna. Département des sciences de la nature et de la vie. 163 p.

Références bibliographiques

- Ndiaye A., 2006. Contribution à l'étude des parasitoses intestinales à l'institut de pédiatrie sociale de pikine-guediawaye. Thèse de Doctorat. Université cheikh anta diop de Dakar. Faculté de médecine, de pharmacie et d'odontostomatologie. 78p.
- Neumann L-G., 1888 .Traité des Maladies Parasitaires Non Microbiennes Des Animaux Domestique, l'école nationale vétérinaire de Toulouse. Paris Asselin et Houseau. Libraires des la faculté de médecine et de la société centrale de l'école de médecine. 673 p.
- O'Donoghue P.J., 1995. Cryptosporidium and cryptosporidiosis in man and animals. *In J parasitol* **25**(2):139-195p.
- Okouoyo ekoulou I., 1975.l'ascaridiose de l'enfant. Thèse de doctorat, université de Besançon. Faculté de médecine, de pharmacie.173p.
- Ouattara M.Silue K. Guessan A, *et al.*, 2008.Prévalences et polyparasitisme des protozoaires intestinaux et répartition spatiale d'Entamoeba histolytica/Entamoeba dispar et Giardia intestinalis chez des élèves en zone rurale de la region de Man en Cote-d'Ivoire ;Cahiers Santé.18(4):215 – 222p.
- Paliargues *et al.*, 2007. Etude épidémiologique du parasitisme digestif et pulmonaire des ovins au Maroc. *Méd. Vét.*, **151**, 1-5p.
- Reese et al., 1992. Cryptosporidium of man and calf. A case report and results of experimental infections in mice and rats. *Am J. Trop.Med. HYG* 31:226-229. In Daouia M., 2012. Etude parasitologique pour l'identification des agents responsables des diarrhées néonatales chez les agneaux et les veaux dans la région d'Oran. Université d'Oran faculté des sciences département biologie, p109.
- Ripert C., 1996. Epidémiologie des maladies parasitaires - Tome 1: Protozooses - Ed médicales internationales - Cachan. 393p.
- Saidi M., 2009. Etude prospective du parasitisme interne des ovins dans une région steppique : cas de la région d'Ain D'hab, Algérie. *Méd. Vét.*, **153**, 224-230.
- Salem G. Van De Velden L. Laloé F. Maire B. Ponton A. Traissac P. et al., 1994.Parasitoses intestinales et environnement dans les villes Sahélo Soudaniennes :l'exemple de Pikine (Sénégal), *Rev. Epidém. Santé Publ.*42(4) :322-333.

Références bibliographiques

- Sochat F., 2015. Évaluation d'un nouveau liquide dense pour le diagnostic coproscopique des infestations des ruminants par les trématodes. Thèse d'exercice, Médecine vétérinaire, Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse - ENVT, 118 p.
- Tamssar M., 2006. parasitisme helminthique gastro-intestinal des moutons abattoirs de Dakar Université Cheikh Anta Diop de Dakar. École Inter-états Des Sciences et Médecine Vétérinaires (E.I.S.M.V). La Faculté de Médecine, de Pharmacie et d'Odonto-Stomatologie de Dakar. 97 p.
- Tanguy I., 2011. Évaluation de la résistance des strongles digestifs aux anthelminthiques dans l'élevage ovin en Bretagne. Thèse doctorat vétérinaire. La Faculté de Médecine de Créteil. École Nationale Vétérinaire D'Alfort. 67 p.
- Taylor M.A., Coop R.L., Wall R.L., 2007. Veterinary parasitology, 3ème édition. Blackwell publishing, Oxford, 874p.
- Thivierge K, 2014. Méthodes de laboratoire en parasitologie intestinale, laboratoire de la santé publique de Québec.36p.
- Uni et al., 1987.Ultrastructure of *Cryptosporidium muris* (strain RN 66) *parasitizing the murine stomach parasitol Res.* **74**: 123-132p.
- Urquart G.M., Armour J., Duncan J.L., Dunn A.M., Jennings J.W., 1996b. Veterinary Parasitology. 2e edition. Oxford: Blackwell Science,. 307 p. In Juliette., 2007. Comparaison de la reponse anticorps systémique des ovins Barbados Black Belly et INRA 401 lors d'infestations expérimentales par *Haemonchus contortus* (Nematoda : Trichostrongylidae). Université Paul-Sabatier de Toulouse. Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse. 102p.

Les sites web.

- [1] www2.vetagro-sup.fr/etu/copro/sommaire/diagnostic_par.../p_skrjabi_cp.htm
- [2] www2.vetagrosup.fr/etu/copro/sommaire/diagnostic_par.../p_marsha_ov.htm
- [3] www.ukneqasmicro.org.uk/.../pdf/.../Schistosoma_japonicum.pdf
- [4] <http://guelmacity.skyrock.com>
- [5] <http://wilaya-guelma.org/contexte-administratif>

Références bibliographiques

Résumé

Le tube digestif de l'être humain et des animaux peut être colonisé par diverses espèces parasitaires, les parasitoses du tube digestif en représentent une large part. Pour bien maîtriser ce type de parasitisme il est nécessaire d'identifier les agents pathogènes, de connaître leur biologie afin de pouvoir les juguler efficacement.

Dans la présente étude nous avons utilisé différentes techniques de coproscopie visant à établir le statut parasitaire chez l'Homme et les ovins au sein de la wilaya de Guelma. Les populations étudiées sont de tranches d'âge et de sexe ainsi que de catégories biologiques différentes.

L'effectif total sur lequel nous avons prélevé nos échantillons est de 1184 patients et 80 moutons. La période d'étude a durée 3 mois allant de février à avril et couvrant deux périodes une humide et l'autre sèche.

Les résultats obtenus ont montré que chez l'Homme, il y a la prédominance des protozoaires digestifs par rapport aux helminthes. En effet, l'espèce la plus fréquente est *B. hominis*. D'autre côté, chez les ovins les helminthes sont plus abondants et les strongles digestifs en forment la majorité.

Les mots clés : tube digestif, parasitoses, Guelma, Homme, ovins.

Abstract

The digestive tract of humans and animals can be colonized by various parasitic species; the parasitosis of the digestive tract represents a large part. To master this type of parasitism it is necessary to identify the pathogens, to know their biology in order to be able to control them effectively.

In the present study we used various coproscopic techniques to establish parasitic status in humans and sheep within the Guelma wilaya. The populations studied are of different age and sex and biological categories.

The total number of samples we collected was 1184 patients and 80 sheep. The study period lasted 3 months from February to April and covered two periods one wet and the other dry.

The results obtained showed that in humans, there is the predominance of digestive protozoa compared to helminths. Indeed, the most frequent species is *B. hominis*. On the other hand, in sheep the helminths are more abundant and the digestive stronglings form the majority.

Key words: digestive tract, parasitosis, Guelma, Human, sheep.

تلخيص

يمكن استعمار الجهاز الهضمي للبشر والحيوانات من قبل مختلف الأنواع الطفيلية، وتطفل على الجهاز الهضمي يمثل جزءا كبيرا، وللسيطرة على هذا النوع من الطفيليات فمن الضروري تحديد مسببات الأمراض من أجل السيطرة عليها بشكل فعال.

في هذه الدراسة استخدمنا تقنيات مختلفة لضبط الحالة الطفيلية في البشر والأغنام داخل ولاية قالمة . الأفراد الذين شملتهم الدراسة هم من مختلف الفئات العمرية والجنس والفئات البيولوجية.

وبلغ العدد الإجمالي للعينات التي جمعناها 1184 شخصا مريضا و80 من الأغنام. واستغرقت فترة الدراسة 3 أشهر من فيفري إلى افريل وغطت فترتين رطبة وأخرى جافة.

وأظهرت النتائج التي تم الحصول عليها عند الانسان ، ان هناك أغلبية بالنسبة للأوليات الحيوانية الهضمية مقارنة مع الديدان المعوية. والنوع الأكثر شيوعا هو *B. Hominis* أما بالنسبة للأغنام فان الديدان الطفيلية هي أكثر وفرة ويشكل سترونغلات الهضمية تشكل الأغلبية.

الكلمات الدالة: الجهاز الهضمي ، الأمراض الطفيلية، الإنسان، الأغنام.

Abstract

The digestive tract of humans and animals can be colonized by various parasitic species; the parasitosis of the digestive tract represents a large part. To master this type of parasitism it is necessary to identify the pathogens, to know their biology in order to be able to control them effectively.

In the present study we used various coproscopic techniques to establish parasitic status in humans and sheep within the Guelma wilaya. The populations studied are of different age and sex and biological categories.

The total number of samples we collected was 1184 patients and 80 sheep. The study period lasted 3 months from February to April and covered two periods one wet and the other dry.

The results obtained showed that in humans, there is the predominance of digestive protozoa compared to helminths. Indeed, the most frequent species is *B. hominis*. On the other hand, in sheep the helminths are more abundant and the digestive stronglings form the majority.

Key words: digestive tract, parasitosis, Guelma, Human, sheep.

تلخيص

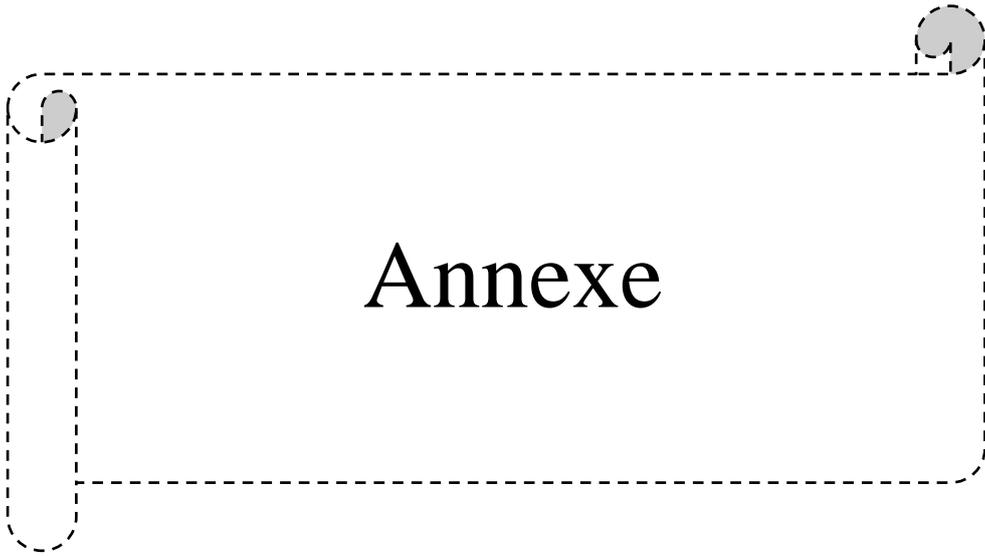
يمكن استعمار الجهاز الهضمي للبشر والحيوانات من قبل مختلف الأنواع الطفيلية، وتطفل على الجهاز الهضمي يمثل جزءا كبيرا، وللسيطرة على هذا النوع من الطفيليات فمن الضروري تحديد مسببات الأمراض من أجل السيطرة عليها بشكل فعال.

في هذه الدراسة استخدمنا تقنيات مختلفة لضبط الحالة الطفيلية في البشر والأغنام داخل ولاية قالمة . الأفراد الذين شملتهم الدراسة هم من مختلف الفئات العمرية والجنس والفئات البيولوجية.

وبلغ العدد الإجمالي للعينات التي جمعناها 1184 شخصا مريضا و80 من الأغنام. واستغرقت فترة الدراسة 3 أشهر من فيفري إلى افريل وغطت فترتين رطبة وأخرى جافة.

وأظهرت النتائج التي تم الحصول عليها عند الانسان ، ان هناك أغلبية بالنسبة للأوليات الحيوانية الهضمية مقارنة مع الديدان المعوية. والنوع الأكثر شيوعا هو *B. Hominis* أما بالنسبة للأغنام فان الديدان الطفيلية هي أكثر وفرة ويشكل سترونغلات الهضمية تشكل الأغلبية.

الكلمات الدالة: الجهاز الهضمي ، الأمراض الطفيلية، الإنسان، الأغنام.



Annexe

1. Températures moyennes mensuelles :**Tableau 1 :** Température moyenne mensuelle de la station de Guelma (2007-2017).

Mois	Température (C°)
Jan	10,82
Fév	11,02
Mar	12,96
Avr	21,9
Mai	19,78
Juin	24,46
Jui	29,27
Aout	28,04
Sept	24,34
Oct	24,51
Nov	15,31
Déc	11,81

2. Les précipitations :**Tableau 2 :** Evolution des précipitations moyennes à Guelma (2007-2017).

Mois	Précipitations (mm)
Jan	86,57
Fév	64,27
Mar	98,71
Avr	56 ,28
Mai	38,12
Juin	11,66
Jui	3,78
Aout	17,84
Sept	51,88
Oct	52,67
Nov	79,23
Déc	52,79

3. L'humidité relative de l'air :

Tableau 3 : Humidité moyenne mensuelle de la station de Guelma (2007-2017).

Mois	Humidité (%)
Jan	76,83
Fév	68,89
Mar	82,62
Avr	73,56
Mai	68,69
Juin	60,74
Jui	53,09
Aout	58,21
Sept	68,23
Oct	65,84
Nov	73,31
Déc	75,6

4 .Le vent :

Tableau 4 : La vitesse moyenne mensuelle du vent de la station de Guelma (2007-2017).

Mois	Vent (m /s)
Jan	1,14
Fév	1,19
Mar	1,13
Avr	1,63
Mai	1,65
Juin	1,45
Jui	1,4
Aout	1,14
Sept	1,05
Oct	1,05
Nov	1,28
Déc	1,29

5. Synthèse climatique :

5.1. Diagramme ombrothermique :

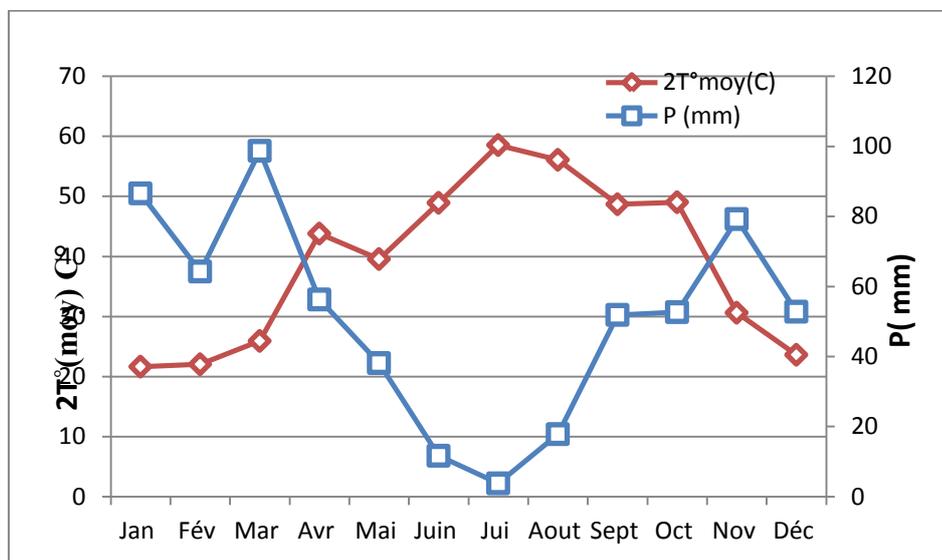


Figure 1: Diagramme ombrothermique de la station de Guelma (2007-2017).

5.2. Climagramme d'Emberger :

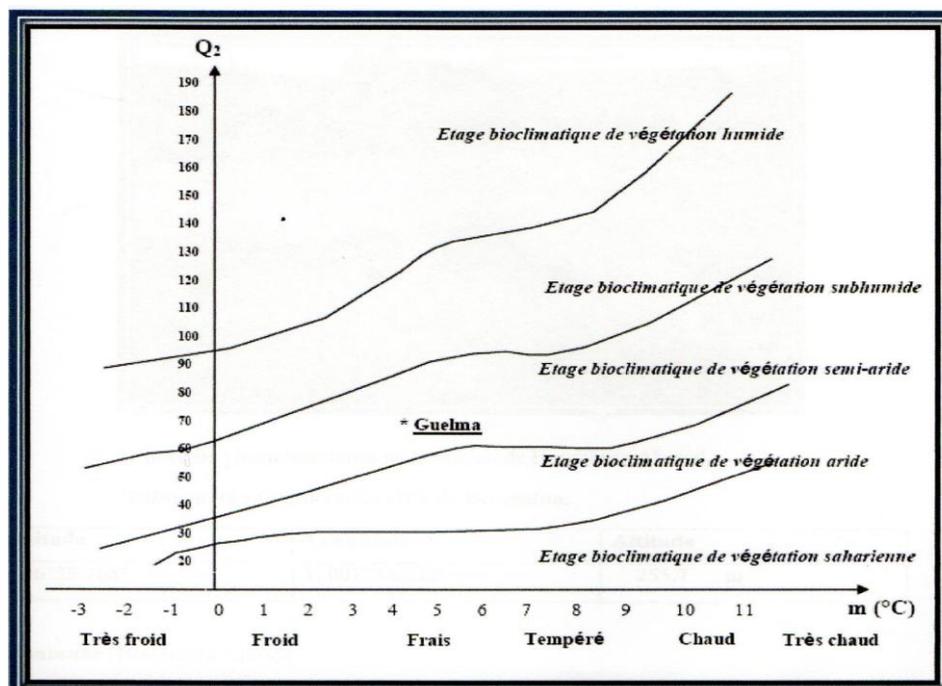


Figure 2 : Situation de la ville de Guelma dans le climagramme d'Emberger (2007-2017).