



Université Mohamed Khider de Biskra  
Faculté des sciences exactes et sciences de la nature et de  
la vie  
Département des sciences de la nature et de la vie

## MÉMOIRE DE MASTER

Domaine : Sciences de la nature et de la vie  
Filière : Sciences biologiques  
Spécialité : Parasitologie

Réf. :

---

Présenté et soutenu par :  
**Samira BEN HAMZA**

Le : mercredi 30 septembre 2020

### Thème

## Les parasites digestifs des ovins dans la région d'Ain zaatout (Biskra)

---

#### Jury :

Dr	AGGOUNI Madjed	MAA	Université de Biskra	Président
Mlle.	ATTIR Badreddine	MCB	Université de Biskra	Rapporteur
M <sup>me</sup>	HALIMI Chahrazed	Prof	Université de Biskra	Examineur

Année universitaire : 2019 - 2020

## Remerciements

Nous remercions tout d'abord le bon Dieu, le tout puissant, de nous avoir donné la force, la patience et la volonté de mieux mener ce travail.

J'exprime d'abord mes profonds remerciements et ma vive connaissance à Mr **Attir Badreddine** pour avoir encadré et dirigé ce travail avec une grande rigueur scientifique, sa disponibilité, ses conseil et la confiance qu'il m'accordé m'ont permet de réaliser ce travail.

Je remercie **Mme Mejadeba** pour m'avoir donné l'aide pour entreprendre ce travail.

Je remercie les ingénieurs de laboratoire de l'Université Mohamed khaidar de Biskra.

Et sans oublier, un merci tout particulier aux éleveurs de moutons qui m'ont accueilli avec joie.

Je ne saurais omettre d'adresser mes remerciements et ma reconnaissance à tous les enseignants, pour le soutien et la formation qu'ils m'ont prodigué tout au long de mes études, qu'ils trouvent ici l'expression de mon profond respect et grand considération.

Enfin, je ne remercie toute personne qui a participe de prés ou loin, directement ou indirectement à la réalisation de ce travail.

## Dédicace

*C'est avec l'aide et la grâce du dieu que j'ai achevé ce modeste travail que je dédie :*

**A mes très chers parents :**

*Pour tous leurs sacrifices, leur amour, leur tendresse, leur soutien et leurs prières tout au long de mes études,*

**A mes chères sœurs :**

*Souad, Amel*

**A mes chers frères :**

*Saber, Abed El-nour.*

*A toute ma famille pour leur soutien tout au long de mon parcours universitaire*

**A mes chères amies :**

*Je ne peux trouver les mots justes et sincères pour vous exprimer mon affection et mes pensées, vous :Mebarka, Abd Elkader, a toutes mes collègues et amies de la promotion.*

# Table de matières

<b>Liste des Tableaux</b> .....	I
<b>Liste des Figures</b> .....	II
<b>Liste des abréviations</b> .....	III
<b>Introduction</b> .....	1

## Partie bibliographique

### Chapitre 1 L'élevage des ovins en Algérie

1. l'élevage des ovins en Algérie : .....	5
2. Répartition géographique des races : .....	5
2.1 Les races des ovins en Algérie : .....	6
Chapitre 2 Les Protozoaires Et Les Metazoaires Digestives Des Ovins	
I. Généralité sur les parasites digestifs .....	8
i. Définition .....	8
ii. Les Protozoaires Digestifs .....	8
1. Les Coccidies .....	8
1.1 Morphologie : .....	9
1.2 Cycle évolutif .....	9
1.3 Les symptômes .....	10
1.4 Prophylaxie .....	11
1.5 Traitement : .....	11
2. <i>Giardia duodenalis</i> .....	11
2.1 Morphologie .....	11
2.2 Cycle évolutif .....	12
2.3 Traitement .....	12
2.5 Les symptômes .....	13
iii. Les métazoaires digestifs des ovins : .....	13
1. Présentation générale : .....	13
2. Le cycle évolutif des strongles digestifs ( <i>Haemonchus contortus</i> et <i>Nematodirus</i> sp) .....	14
2.1 Les symptômes .....	15
2.2 Prévention .....	16
3. <i>Moniesia expansa</i> .....	16

## Partie Expérimentale Chapitre1 Matérielles et méthodes

1. Objectif.....	21
2. Présentation des régions de prélèvement .....	21
a) Wed Gâcha .....	21
b) Les montagnes d'Ain Zaatout : .....	21
3. Matériel utilisée.....	21
.3.1 Les animaux.....	21
.3.2 Matériels de laboratoire :.....	21
4. Le protocole.....	21
4.1 Prélèvement des matières fécales .....	21
4.2 Conservation et transport :.....	22
4.3 Examen microscopique (coproscopique).....	22
4.3 Méthode de flottation (qualitative) .....	22
a. principe .....	<b>Erreur ! Signet non défini.</b>
b. mode opératoire .....	22
4.3.2 Méthodes de Mac Master (quantitative).....	23
a. Principe :.....	23
b. Mode opératoire :.....	23
4.4 Calcul du nombre d'œufs par gramme de fèces (OPG).....	24
4.4.1 Les avantages et les inconvénients : .....	25
Les avantages .....	25
Les inconvénients.....	25
4.5 Coproculture : .....	25
4.6 Méthode de Baerman .....	25
4.6.1 Le principe : .....	26
4.6.2 Mode opératoire : .....	26
5. Identification des larves de nématodes par technique microscope micromètre .	26
5.1 Présentation du matériel : .....	26
a) L'oculaire micrométrique .....	26
b) La lame micrométrique .....	27
5.2 Protocole d'étalonnage .....	27

## Chapitre 4: Résultats Et Discussion

Conclusion .....	40
Bibliographie .....	41
Annexes .....	.....

## Liste des Tableaux

<b>FIGURE 1:</b> CLASSIFICATION ZOOLOGIQUE DES PARASITES INTESTINAUX (BOUREE, 2001) .....	8
<b>TABLEAU 2:</b> LES PRINCIPALES ESPECES DES STRONGLES DIGESTIFS DES OVINS ET LEURS LOCALISATIONS (BROCHOT, 2009) .....	14
<b>TABLEAU 3:</b> QUELQUE AVANTAGES ET INCONVENIENTS DE TECHNIQUE DE LAME MAC MASTER.....	25

---

## Liste des Figures

<b>Figure 1:</b> les oocystes de coccidies retrouvés chez les ovins (eckert, 1995).....	9
<b>figure 2:</b> photo microscopique de giardia duodenalis.....	12
<b>figure 3:</b> cycle évolutif de giardia intestinalis .....	<b>ERREUR ! SIGNET NON DEFINI.</b>
<b>figure 4:</b> oeuf de moniezia expansa observé au microscope (400) (fanny, 2015).....	17
<b>figure 5:</b> les étapes de la réalisation pratique de la technique de flottation .....	23
<b>figure 6:</b> technique de copro-scopie utilisée (pauline, 2018).....	24
<b>figure 7:</b> lame de mac master (pauline, 2018) .....	24
<b>figure 8:</b> photo de deux échantillons défectueux préparés par coproculture .....	25
<b>figure 9:</b> photo d'une préparation de deux échantillons par méthode de baerman.....	26
<b>figure 10:</b> image d'un oculaire micrométrique .....	27
<b>figure 11:</b> image d'une lame micrométrique .....	27

## Liste des abréviations

**L1** : larve de stade 1

**L2** : larve de stade 2

**L3** : larve de stade 3

**L4** : larve de stade 3

**Sp** : épithète utilisé quand le genre parasite est connu, mais l'espèce n'est pas déterminée.

**Spp** : épithète utilisé quand on veut désigner plusieurs espèces ou toutes les espèces d'un même genre.

**OPG** : Œufs par Gramme de Fèces.



---

# **INTRODUCTION**

---

## Introduction

En Algérie, l'élevage ovin compte parmi les activités agricoles les plus traditionnelles et occupe une place très importante dans le domaine de la production animale, et constitue le premier fournisseur de viande rouge du pays (Bencherif, 2011). Avec un cheptel avoisinant les 20 millions de têtes, l'élevage ovin occupe une place importante en Algérie. Outre sa contribution de plus de 50 % dans la production nationale de viandes rouges et de 10 à 15% dans le produit intérieur brut agricole, l'élevage ovin joue un rôle socioculturel important (Moula.M, 2018).

Le mode d'élevage extensif qui cour dans tout les pays expose le mouton à un polyparasitisme intense .Environ 30 espèces classées en parasites internes et externes. Le parasitisme est définit comme étant « celui qui s'est fait une habitude de manger chez autrui ou qui vit aux dépens d'autrui ».ainsi, on comprend bien pour quoi et comment le parasite empêche le bon fonctionnement de l'organisme des animaux infestés, l'impact zootechnique et économique des maladies parasitaires sur les productions ovines comprend des pertes en nature, directement par mortalités, mais surtout des pertes insidieuses par amaigrissement, retard de croissance, baisse des performances reproductrices et aussi des pertes dues à l'engagement de moyens matériels et humains pour leur prévention (BERRAG, Juin 2000).

Parmi les parasitismes de mouton : le parasitisme gastro-intestinal est un problème majeur dans les troupeaux de moutons utilisant les pâturages. De plus, la résistance des parasites aux traitements antiparasitaires conventionnels commence à apparaitre dans plusieurs pays. Pour réserver la santé animale contre les parasites, les éleveurs utilisent plusieurs molécules antiparasitaires. Celles-ci ont permis de contrôler la charge parasitaire dans l'élevage et ainsi limiter les carences dues à ces maladies, ainsi que la mise au point de nouvelles techniques de diagnostic des parasitoses digestives sont à l'origine des multiples interrogations chez les petits ruminants (Eichstadt, 2017).

L'infestation parasitaire des animaux domestiques élevés au moins pendant une phase de leur vie en pâturages est constante, qui fournissent la grande majorité des prélèvements soumis aux laboratoires de diagnostic, l'absence d'infestation est exceptionnelle. Pour le thérapeute, pour le zootechnicien et pour l'hygiéniste, le diagnostic de routine est important ;

il est difficile lorsqu'il s'agit de traiter, car l'indication clinique d'orientation est imprécise ; encore plus difficile lorsqu'il faut intervenir précocement, avant l'apparition des signes cliniques. D'où l'indication d'une technique polyvalente (RAYNAUD, 1970).

Dans ce contexte s'inscrit le présent travail de recherche dont le but principal est de réaliser des analyses coprologiques des matières fécales des ovins, ces techniques doit être simple, rapide et peu onéreuse et précise, qui seule permet de contrôler et juger une infestation par des méthodes quantitatives et qualitatives pour identifier le type d'espèce parasitaire (œufs, les larves).

Dans la première partie de la présente étude, Nous présentons une synthèse bibliographique comportant un chapitre consacrée à présenter l'élevage des ovins en Algérie et un autre chapitre constitue une généralité sur les parasites digestifs des moutons (protozoaires et métazoaires) .cependant, la deuxième partie comportant la partie pratique, consacré à l'identification des parasites digestifs des ovins, en reposant sur :

–Examen qualitative : pour rechercher des œufs des parasites gastro-intestinaux des ovins (coprologie) et des L3 (coproculture à l'aide de biométrie).

–Examen quantitative : qui permet de calculé la prévalence des parasites selon l'âge et le sexe des ovins et selon la région étudiée.

---

# **Partie Bibliographique**

---

---

# **Chapitre 1**

## **L'élevage des ovins en**

### **Algérie**

---

## 1. L'élevage des ovins en Algérie :

En Algérie, l'élevage ovin constitue une véritable richesse nationale pouvant être appréciée à travers son effectif élevé par rapport aux autres spéculations animales et particulièrement par la multitude de races présentes, ce qui constitue un avantage et une garantie sûre pour le pays (Dekhili, 2010)

## 2. Répartition géographique des races :

La répartition des races principales et secondaires est comme suit (Figure 1) :



**Figure 1:** Aires de répartition des races et de localisation des types d'ovines en Algérie (Daouia, 2012)

## 2.1 Les races des ovins en Algérie :

Sont 3 races principales bien adaptées aux conditions du milieu :

- La race arabe blanche Ouled Djellal, la plus importante, environ 58% du cheptel national, adaptée au milieu steppique, présente des qualités exceptionnelles pour la production de viande et de laine.

- La race Rumbi, des djebels de l'Atlas Saharien, à tête et membres fauves, représente environ 12% du cheptel.

- La race rouge Béni Ighil (dite Hamra en rappel de sa couleur) des Hauts plateaux de l'Ouest, 21% du cheptel, race berbère très résistante au froid, autochtone d'Afrique du Nord.

Quatre races secondaires ovines existent également en Algérie.

- La race Berbère à laine Zoulai de l'Atlas Tellien adaptée aux parcours montagnard.

- La race Dmen, saharienne de l'Erg Occidental très intéressante par sa prolificité élevée.

- La race Barbarine, saharienne de l'Erg Oriental.

- La race Targuia-Sidaou, sans laine, race peul, élevée par les touaregs du Sahara Central (BENDERRADJI, 2015).

---

**Chapitre 2**  
**Les Protozoaires Et Les**  
**Metazoaires Digestifs Des**  
**Ovins**

---

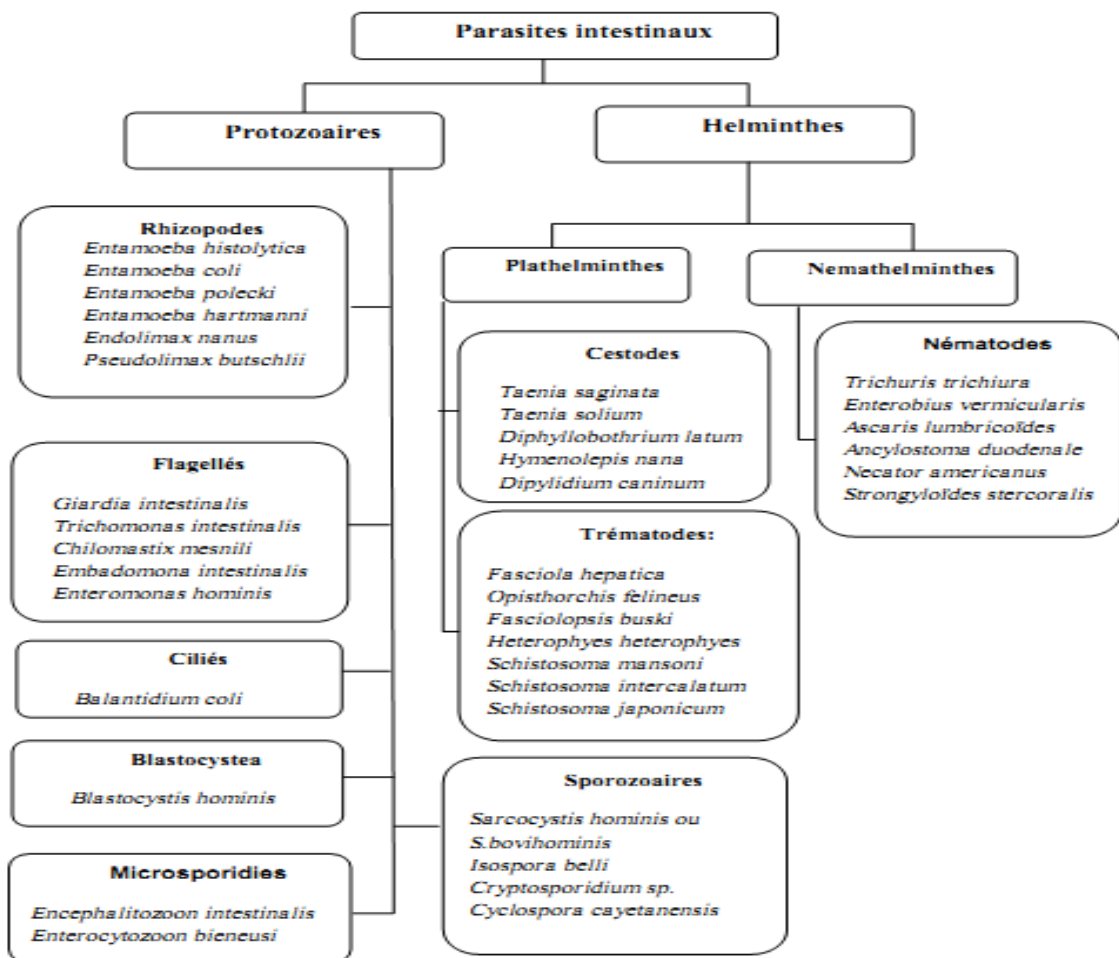


## I. Généralité sur les parasites digestifs

### i. Définition

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

Figure 1: Classification zoologique des parasites intestinaux (BOUREE, 2001)



### ii. Les Protozoaires Digestifs

#### 1. Les Coccidies

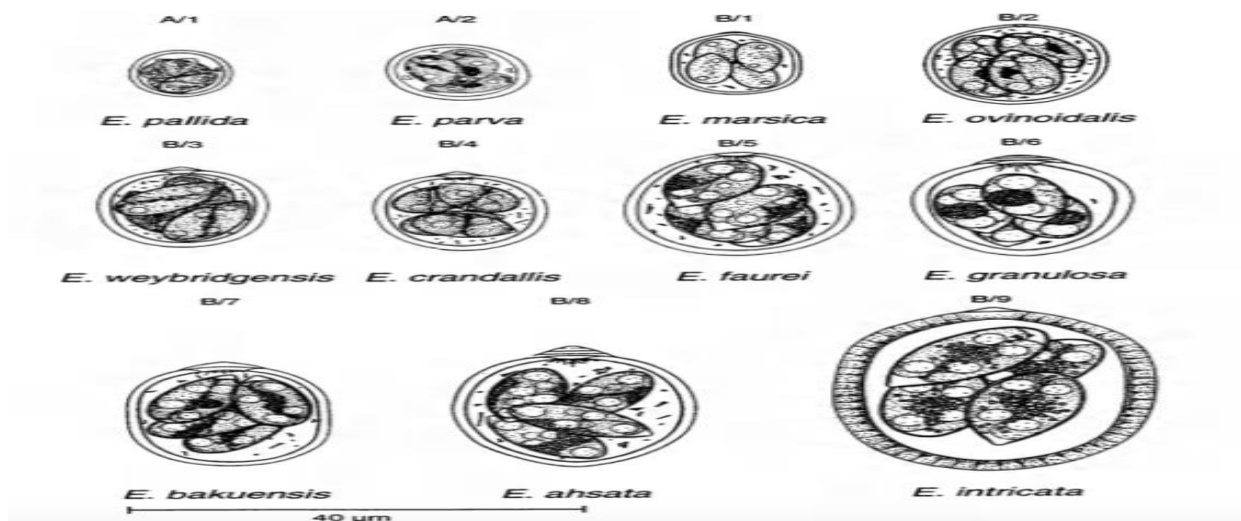
Sont des protozoaires appartenant à l'embranchement des Apicomplexa et à la famille des Eimeriidés. Parmi les maladies parasitaires le plus fréquents de classe coccidies chez les

petites ruminants sont : *Eimeria* chez les petits ruminants, les plus pathogènes sont *Eimeria ovinoïdalis* et *Eimeria crandalis* (ovins), *Eimeria arloingi* et *Eimeria ninakohlyakimovae* (caprins) (Fanny, 2015)

**Tableau 01** : principales espèces de coccidies des ovins (Mage, 2008)

Espèces
<i>EIMERIA ovinoïdalis</i>
<i>EIMERIA ovina</i>
<i>EIMERIA crandalis</i>
<i>EIMERIA ahsata</i>
<i>EIMERIA weybridgensis</i>
<i>EIMERIA punctata</i>
<i>EIMERIA parva</i>
<i>EIMERIA pallida</i>
<i>EIMERIA fauvei</i>
<i>EIMERIA granulosa</i>
<i>EIMERIA intricata</i>

### 1.1 Morphologie :



**Figure 2:** les oocystes de coccidies retrouvés chez les ovins (Eckert, 1995)

### 1.2 Cycle évolutif

Sont des protozoaires dont le cycle évolutif comprend deux étapes principales :

La première étape se déroule dans le milieu extérieur, c'est à dire dans la litière ou sur le sol des prairies, au départ de l'élément infectant (ookyste) rejeté avec les crottes de l'animal parasité. L'ookyste peut survivre de quelques jours à quelques mois dans le milieu extérieur

selon qu'il y fasse sec ou humide. Le soleil (dessiccation) et le froid peuvent le détruire ou affecter son pouvoir infestant. Lorsque les conditions de milieu lui sont favorables en ce qui concerne l'oxygénation, l'humidité (élevée) et la température (de 10 à 35°C, avec un optimum entre 20 et 25°C), l'ookyste subit une maturation dont la durée est d'autant plus rapide que la température est élevée (deux jours à 20°C, trois jours à 15°C). Cette maturation, appelée sporogonie, voit l'ookyste sporuler en quatre sporocystes qui eux-mêmes se fractionnent chacun en deux sporozoïtes. Ceux-ci sont les éléments infestants.

La deuxième étape se déroule dans l'hôte, en l'occurrence le mouton ou la chèvre. Celui-ci va ingérer l'ookyste sporulé, qui va libérer ses 8 sporozoïtes dans l'intestin grêle. Ceux-ci vont pénétrer dans les cellules de la muqueuse intestinale, s'y multiplier selon un cycle asexué, appelé schizogonie, et réenvahir l'intestin sous forme de schizozoïtes. Ceux-ci vont réinvestir à nouveau des cellules intestinales pour s'y remultiplier. Plusieurs cycles de la sorte vont se dérouler et engendrer des lésions cellulaires, responsables des symptômes de la coccidiose.

Ces symptômes sont d'autant plus intenses que le nombre d'ookystes initialement ingérés est élevé.

Après cette multiplication asexuée, le cycle se poursuit dans le gros intestin où les schizogonies vont produire des gamètes mâles et femelles qui vont se féconder. Cette reproduction sexuée va mener à la formation de nouveaux ookystes, qui sont rejetés avec les matières fécales dans le milieu extérieur. De nouveaux cycles recommencent alors.

Selon les espèces de coccidies, l'ensemble de cette deuxième étape dure de 11 à 21 jours. Cette durée est de l'ordre de 21 jours pour les espèces les plus fréquemment rencontrées dans nos régions, ce qui signifie que des examens coprologiques effectués sur les fèces d'agneaux ou de chevreaux âgés de moins de 3 semaines ne dénoncent généralement pas la présence d'ookystes (Vandiest, 2009) .

### **1.3 Les symptômes**

Une diarrhée nauséabonde parfois hémorragique d'allure contagieuse, qui peut être associée à une anémie. L'état général des agneaux reste correct, l'appétit est conservé, et on observe le plus souvent une guérison en quelques jours (Brochot, 2009)

Des troubles nerveux seraient observables dans certains cas (Bussieras & CHermette, 1992)

De façon plus fréquente, les coccidioses restent subcliniques, avec pour tout symptôme une diminution des performances (retard de croissance) : les lots d'agneaux sont alors hétérogènes, la laine est terne et piquée. L'excrétion d'ookystes est intense malgré les symptômes frustrés (Brochot, 2009)

#### **1.4 Prophylaxie**

Chez l'agneau en atelier d'engraissement, une supplémentation pendant 2 à 3 semaines peut être nécessaire, compte tenu des conditions d'élevage (sevrage précoce et brutal, transport, forte densité animale...).

Pour les autres élevages à risque, agnelles sevrées, allaitement artificiel, agneaux gris, il peut être fait un traitement préventif systématique de tout le lot, quelques jours après le sevrage ou aux tous premiers signes cliniques de quelques individus.

#### **1.5 Traitement :**

- diclazuril – totrazuril : 1 seule administration orale.
- sulfadiméthoxine : 50 à 75 mg / kg de poids 5 à 7 jours.
- décoquinatate : 1 mg par kg de poids pendant 30 jours (PONCELET, 2008)

#### **2. *Giardia duodenalis***

Est un protozoaire Mastigophora (ou flagellé), appartenant à l'ordre des Diplomonadida, et à la famille des Hexamitidés (Fanny, 2015)

Dont le rôle pathogène chez les ovins a longtemps été ignoré. A côté des coccidies du genre *Eimeria* et des cryptosporidies, c'est un autre protozoaire à localisation digestive responsable de troubles digestifs chez les agneaux (Bareille & Fournier, 2010)

#### **2.1 Morphologie**

*Giardia duodenalis* présente une faible spécificité et se rencontre chez de nombreux mammifères.

Les études les plus récentes, fondées sur l'analyse génétique de *Giardia duodenalis*, semblent indiquer toutefois que le bétail et les humains sont infectés par des sous-types différents du parasite.



**Figure 3:** photo microscopique de *Giardia duodenalis*.

## 2.2 Cycle évolutif

*Giardia duodenalis* se multiplie dans la partie antérieure de l'intestin grêle. Son cycle ne nécessite qu'un seul hôte. Les formes végétatives des parasites (trophozoïtes) mesurent 15  $\mu\text{m}$  et possèdent 4 paires de flagelles assurant la locomotion et impliqués dans sa fixation. Un disque adhésif ventral permet la fixation aux microvillosités des cellules épithéliales de la muqueuse digestive.

C'est l'ingestion de kystes sporulés présents dans l'environnement qui provoque l'infection des agneaux. Dans le tube digestif, sous l'action de l'acidité gastrique, le kyste libère 4 trophozoïtes dans l'intestin grêle. Ceux-ci se divisent par bipartition longitudinale. Suite à cette multiplication asexuée, ils peuvent s'enkyster et être rejetés dans les fèces.

L'excrétion dans le milieu extérieur est discontinus; les kystes sont immédiatement infectants et résistent 2 mois ou plus dans l'environnement.

Il peut arriver que les trophozoïtes soient excrétés dans le milieu extérieur ; mais ils n'y survivent pas et ne sont donc pas contaminants. (Ajouter la référence).

## 2.3 Traitement

Le traitement fait appel aux nitro-imidazolés :

- ✓ Métronidazole (FLAGYL)
- ✓ Tinidazole (FASIGYNE)
- ✓ Secnidazole (SECNOL)
- ✓ Albendazole (ZENTEL)

## **2.5 Les symptômes**

La giardiose est le plus souvent asymptomatique chez les adultes. Les agneaux âgés de 1 à 6 mois ; sont plus sensibles à la maladie et peuvent exprimer des signes cliniques Ils présentent un mauvais état général, des retards de croissance, et une diarrhée mucoïde.

Différentes études montrent que les animaux infectés ont des poids de carcasse diminués par rapport aux animaux sains et que la durée d'engraissement est plus longue chez ces animaux.

La giardiose seule entraîne rarement la mort. Après avoir adhéré aux cellules intestinales, les trophozoïtes libèrent des toxines qui provoquent une atrophie villositaire, une perturbation des canaux ioniques et une diminution de l'activité des enzymes de la bordure en brosse intestinale (lipases, protéases, disaccharidases). Tout ceci aboutit à une diarrhée par malabsorption et maldigestion (Houert, 2018)

### **iii. Les métazoaires digestifs des ovins :**

#### **1. Présentation général :**

Les strongyloses digestives de l'agneau de plein air sont des maladies saisonnières causées par des Nématodes de l'ordre des Strongylida. Les strongles digestifs parasitent chez l'hôte la caillette ou les intestins (Brochot, 2009)

Les principales espèces des strongles digestifs des ovins et leurs localisations :

**Tableau 2:** Les principales espèces des strongles digestifs des ovins et leurs localisations (**Brochot, 2009**)

Espèces des strongles digestifs	Localisation
<i>Haemonchus contortus</i>	Caillette
<i>Teladorsagia circumcincta</i>	
<i>Trichostrongylus axei</i>	
<i>Bunostomum trigonocephalum</i>	L'intestin grêle
<i>Trichostrongylus colubriformis</i>	
<i>Cooperia curticei</i>	
<i>Nematodirus battus</i>	
<i>Nematodirus filicollis</i>	
<i>Chabertia ovina</i>	Gros intestin
<i>Oesophagostomum venulosum</i>	

## 2. Le cycle évolutif des strongles digestifs (*Haemonchus contortus* et *Nematodirus* sp)

Les œufs sont très semblables pour toutes les espèces de Strongles ; leur taille est en moyenne de 70 à 100µm, excepté pour *Nematodirus* sp (œuf très volumineux, 150 à 250µm).

Les œufs embryonnés sont les stades les plus résistants. En règle générale, la sècheresse est le facteur limitant pour les stades libres de tous les strongles digestifs. Les larves 4 ont la capacité d'entrer en hypobiose si les conditions sont défavorables.

❖ ***Haemonchus contortus***

Les larves L3 font un séjour de 3 à 4 jours dans les culs-de-sac glandulaires de la caillette, muent en L4 qui rejoignent la lumière et se transforment en pré-adultes. La période préparent est de 2-3 semaines, une hypobiose des L4 est possible.

❖ ***Nematodirus sp***

Les jeunes agneaux s'infestent en ingérant des œufs larvés renfermant des L3, qui muent en L4 dans les glandes de la muqueuse de l'intestin grêle. Ces œufs larvés à coque épaisse résistent bien à l'hiver et se développent précocement suite à un radoucissement de la température, entraînant des manifestations cliniques chez les agneaux dès le mois de mai (Brochot, 2009).

## **2.1 Les symptômes**

Les strongles gastro-intestinaux entraînent chez les agneaux des retards de croissance et des troubles digestifs, associés à d'autres troubles plus spécifiques de l'espèce parasite rencontrée :

❖ ***Haemonchose***

Les symptômes apparaissent brutalement entre juin et septembre, sur les agneaux et les brebis. On observe une anémie intense, un œdème sous-glossien, une perte d'appétit. Elle peut se manifester aussi sous la forme de morts subites sans symptôme au pâturage. Lors de mouvements provoqués (entrée du troupeau en bergerie pour un traitement par exemple), on observe classiquement la présence d'agneaux « traînards », qui peuvent mourir à l'occasion d'un de ces déplacements. L'importance de l'haemonchose est variable en France, elle peut être très grande lors d'été pluvieux.

❖ ***Nématodirose***

Elle touche les agneaux de 4 à 10 semaines, entre début mai et fin juin. Une période froide suivie d'un brusque radoucissement entraîne une éclosion massive des L3, qui, si elle correspond au moment de la sortie au pré de jeunes agneaux juste sevrés, peut entraîner chez eux des symptômes très graves. On observe une diarrhée abondante, des coliques, un



amaigrissement prononcé des animaux touchés, qui manifestent une soif intense. La mort est fréquente en l'absence de traitement (Brochot, 2009)

## 2.2 Prévention

La prévention consiste à éliminer les éléments infestants dans les bâtiments d'élevage par une désinfection à l'eau bouillante à haute pression. Cette désinfection doit être pratiquée au moins à l'entrée et à la sortie de bergerie.

## 2.3 Traitement

- ✓ Benzimidazoles et pro-benzimidazoles : albendazole, fenbendazole, mebendazole, néotobimin et oxfendazole.
- ✓ Imidothiazoles : lévamisole.
- ✓ Lactones macrocycliques : abamectine, doramectine, ivermectine, éprinomectine et moxidectine (**Bonnefent, 2014**)

## 3. *Moniesia expansa*

Ou ténia de son nom commun, de famille des Anoplocéphalidés, localisé dans l'intestin grêle (Brochot, 2009).est responsable de la maladie moniezirose, elle se développe principalement chez les agneaux au pâturage, le parasite s'implante dans le muqueuse de l'intestin grêle par la fixation du scolex. L'extension en longueur de *Moniesia* entraîne un encombrement du tub digestif, le parasite provoque une réaction traumatique par l'irritation de la muqueuse intestinale (MAGE, 2008)

### 3.1 Morphologie

L'adulte mesure 1 à 6 mètres, présente des segments courts et larges, avec une paroi fine et translucide ; les segments ovigères sont retrouvés dans les fèces des hôtes. Les oeufs sont de forme triangulaire, ont une paroi épaisse et renferment un embryon hexacanthé, entouré d'un appareil piriforme (Brochot, 2009)



**Figure 4:** Œuf de *Moniezia Expansa* observé au microscope (400) (Fanny, 2015)

### 3.2 Le cycle évolutif

Le *Moniezia Expansa* se localise dans l'intestin grêle, il est constitué d'anneaux contenant des œufs qui sont rejetés dans les crottes sur la prairie.

L'évolution biologique se poursuit chez un hôte intermédiaire l'oribate qui est un acarien vivant dans le sol des pâtures. Les oribates ingèrent les œufs de *Moniesia* et plusieurs stades larvaires se succèdent pour atteindre celui de cysticerques,

Ce stade de développement larvaire dur de 1 à 3 mois lorsque la température est comprise entre 25-30° C et de 3 à 5 mois entre 18–20°C, ceci est le dernier stade évolutif de *Moniesia* dans l'oribate.

Après l'ingestion de l'hôte intermédiaire avec l'herbe par le mouton, la larve est libérée dans l'intestin grêle ; elle se fixe à la muqueuse par le scolex (tête du *Moniesia*) pourvue de quatre ventouses.

Les cysticerques se développent en *Moniesia* adulte avec une succession d'anneaux, les plus anciens sont repoussés vers l'extrémité postérieure du ver pour la production de nouveaux à partir du scolex (MAGE, 2008)

### 3.3 Les symptômes

La moniezirose entraîne de l'amaigrissement, une alternance de diarrhée et de constipation, des retards de croissance et de l'adynamie. Les infestations massives se traduisent cliniquement par des diarrhées abondantes, des distensions abdominales, et, plus rarement, par des obstructions intestinales. La mortalité peut être élevée. On peut également observer des troubles nerveux. La moniezirose peut se compliquer d'entérotaxémie à clostridies, ou de myiases cutanées : la diarrhée attire les mouches (*Calliphoridés*) qui pondent sur les marges de l'anus des agneaux (Brochot, 2009)

### 3.4 Prévention

La suppression des oribates, hôtes intermédiaires dans le sol est impossible. Le pâturage sur des prairies temporaires d'une durée de 4 à 5 ans n'interrompt pas le cycle évolutif des *Moniesia*. Seule la prévention thérapeutique peut être entreprise. Elle consiste à traiter les jeunes animaux de 1<sup>re</sup> année d'herbe sensible à l'infestation.

Le contrôle de l'infestation des moutons d'herbe nés en fin d'hiver peut se concevoir avec deux traitements au minimum. Un premier traitement 1.5 mois environ après la mise à l'herbe et un second traitement début juillet.

Pour ne pas aggraver la contamination des prairies par l'expulsion d'œufs de *Moniesia* après tout traitement, il faut maintenir les moutons 12 heures au minimum en dehors du pâturage (MAGE, 2008)

### 3.5 Traitement

Lorsque des moutons présentent des symptômes Monieziose, une intervention thérapeutique est réalisée sur les animaux malades.

L'activité thérapeutique s'obtient avec l'un des antiparasitaires actifs (praziquantel, néobimin ...) contre *Moniezias sp.*

Il est important de ne pas aggraver la contamination de la prairie par le rejet des œufs dans les crottes après traitement (MAGE, 2008).

---

# **Partie Expérimentale**

---

---

# **Chapitre3 :**

## **Matériels et méthodes**

---

## 1. Objectif

Notre étude a pour objectif de l'identification des parasites digestifs (œufs et les larves) par différents méthodes coprologiques, ces derniers sont simples et rapide pour dénombrement de la charge parasitaire et la prévalence (quantitative) et identifier différents espèces (qualitative) à partir des matières fécales des 30 têtes ovines dans la région Ain zaatout.

## 2. Présentation des régions de prélèvement

### a. Wed Gâcha :

Est une région isoler de Lotaya de Biskra. Elle ce caractérise par la présence de montagnes et la diversité des sources alimentaires des petits remuants.

### b. Les montagnes d'Ain Zaatout :

Situé dans le nord-ouest de Biskra et se caractérise par sa diversité biologique de faune et de plantes de montagne, et un élevage mixte et irrégulier.

## 3. Matériel utilisée

### 3.1 Les animaux

On utilise 30 échantillons du 30 ovins de différents lieux :

a) **De Wed Gâcha :** 10 ovins (males, femelles, agneaux).

b) **De Montagnes de Ain Zaatout :** 20 ovins (males, femelles, agneaux).

### 3.2 Matériels de laboratoire :

Le matériel nécessaire pour un diagnostic coproscopique est simple, ce qui rend cet examen facilement réalisable ; La coproscopie nécessite : portoir, Bicher 100 ml, Eprouvette 100 ml, Erlène 1l, Les tubes à essais Solution saline :(1l d'eau de robinet + 750g NaCl).

Des lames, des lamelles, une lame de McMaster, et un microscope optique (avec objectifs  $\times 4$ ,  $\times 10$ ,  $\times 40$  et  $\times 100$ ) pour l'identification et le dénombrement, passoire à thé, gants (obligatoire), glacière, lugol, objet l'oculaire.

## 4. Le protocole

### 4.1 Prélèvement des matières fécales

- Avec un gant, récupérer des matières fécales (environ 20g) de préférence directement dans le rectum ou à l'anus des animaux.

- Les glisser dans le sachet fourni, après avoir rempli toutes les informations sur l'étiquette, et refermer le sachet.

- Apporter les prélèvements au laboratoire et conserver les matières fécales dans réfrigérateur à 4 °C.

## 4.2 Conservation et transport :

Les échantillons ont été recueillis le jour avant ont été emmenés au laboratoire et conservés dans une glacière, et le lendemain, ils ont été conservés dans le réfrigérateur de laboratoire (à 4°C) afin que les œufs resteraient en vie et ne pas mourir avec une température élevée.

## 4.3 Examen microscopique (coproscopique)

Le but d'un examen coproscopique est de mettre en évidence par des méthodes simples, rapides et peu coûteuses la présence d'éléments parasitaires dans les fèces (JONVILLE, 2004)

### 4.3 Méthode de flottation (qualitative)

La méthode de flottation utilisée au laboratoire de Parasitologie, une technique qualitative qui permet d'identifier les éléments parasitaires.

L'utilisation d'une solution saline supérieure aux œufs de parasites permet de faire remonter les œufs vers la surface et d'entraîner les débris vers le fond. Plus la salinité de la solution, meilleure est la sensibilité pour détecter des œufs (Clémentine, 2015).

#### Principe

Le principe de cette méthode est de diluer le prélèvement dans une solution de densité élevée afin de concentrer les éléments parasitaires de densité inférieure à la surface du liquide (JONVILLE, 2004).

#### a. mode opératoire

- Peser 5 grammes de matières fécales.
- Ajouter 75 ml d'une solution de flottation (solution saline).
- Homogénéiser le prélèvement au moyen d'un mortier et d'un pilon.
- Filtrer le mélange sur une passoire à thé sous laquelle on a pris soin de déposer un récipient.
- Remplir complètement un tube à essai avec le liquide filtré jusqu'à formation d'un ménisque convexe.
- Crever les bulles d'air à la surface.
- Recouvrir le ménisque d'une lamelle sans emprisonner de bulles d'air.
- Attendre 15 à 20 minutes et 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.
- Identifier les œufs par observation microscopique.

- On résume ces étapes dans la figure suivante

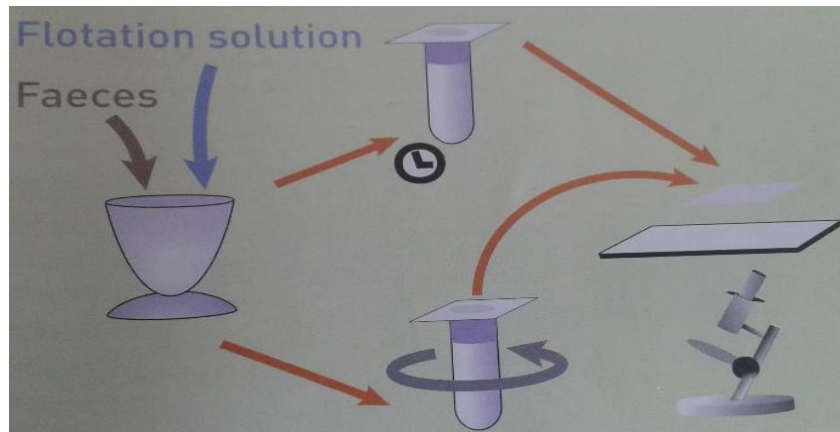


Figure 5: Les étapes de la réalisation pratique de la technique de flottation

#### 4.3.2 Méthodes de Mac Master (quantitative)

Qui est à ce jour la principale méthode quantitative de coproscopie et qui est celle choisie pour la partie expérimentale. C'est une technique rapide, relativement sensible (LAJOIX-NOUHAUD, 2011)

##### a. Principe :

Est de compter les éléments parasitaires contenus dans un volume déterminé de suspension fécale grâce à des lames spéciales, les lames de Mac Master ou cellules de Mac Master. Les propriétés de ces lames vont permettre de quantifier les éléments parasitaires présents (LAJOIX-NOUHAUD, 2011)

##### b. Mode opératoire :

- Homogénéiser le prélèvement au moyen d'un mortier et d'un pilon.
- Peser précisément 1 gramme de matières fécales.
- Ajouter à ce prélèvement 14 mL d'une solution de flottation et homogénéiser le mélange à l'aide d'un agitateur.
- Prélever un échantillon de la suspension à la seringue.
- Remplir à l'aide d'une seringue de un mL chacun des deux compartiments de la lame de Mac Master avec la suspension.
- Poser la lame sur la platine du microscope et attendre pendant 5 min environ que les œufs remontent.
- Se placer à l'objectif x10 (la largeur des cellules est alors juste contenue dans le champ du microscope).



- Faire défiler successivement les 6 cellules et compter le nombre total d'œufs en les identifiant.

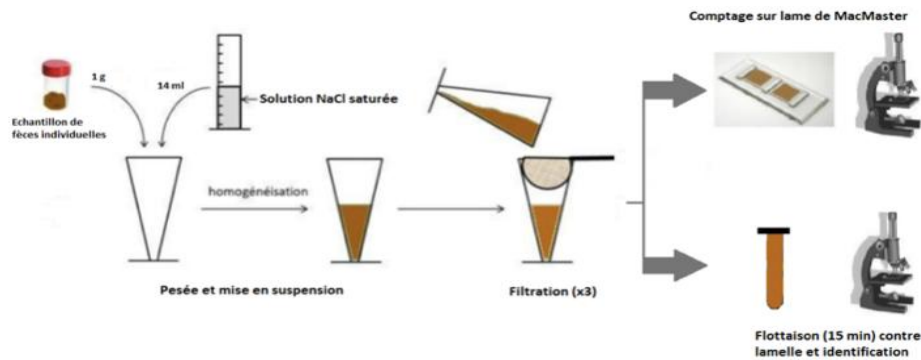


Figure 6: Technique de coproscopie utilisée (Pauline, 2018)

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

Chaque cellule a un volume connu de 0,15 mL donc, comme la solution est diluée au quinzième, le nombre d'œufs comptés est celui contenu dans un centième de gramme de fèces. Pour obtenir le nombre d'œufs par gramme, on multiplie le résultat obtenu lors du comptage sur un compartiment par un facteur 100. On conseille de compter les deux compartiments, le facteur de multiplication sera alors de 50. (Figure d'origine)

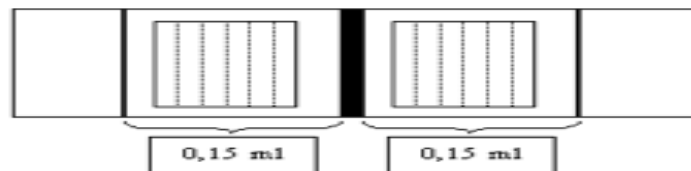


Figure 7: Lame de Mac Master (Pauline, 2018)

- Conclusion :  $OPG = \text{nombre d'œufs dans les deux compartiments} \times 50$ .
- Remarque : afin d'obtenir un résultat statistiquement significatif, il est recommandé de pratiquer plusieurs lectures de lames et d'en effectuer la moyenne.
  - En général la moyenne de l'infestation parasitaire chez les ovins est faible, avec 100 OPG chez les ovins en comparaison par les normes mentionnés. L'infestation est :
    - Faible ..... < 500 OPG.
    - Moyenne.....500 < OPG < 1000.
    - Forte ..... > 1000 OPG.

#### 4.4.1 Les avantages et les inconvénients :

Le tableau ci-dessous représente quelques-uns des avantages et des inconvénients de cette technique.

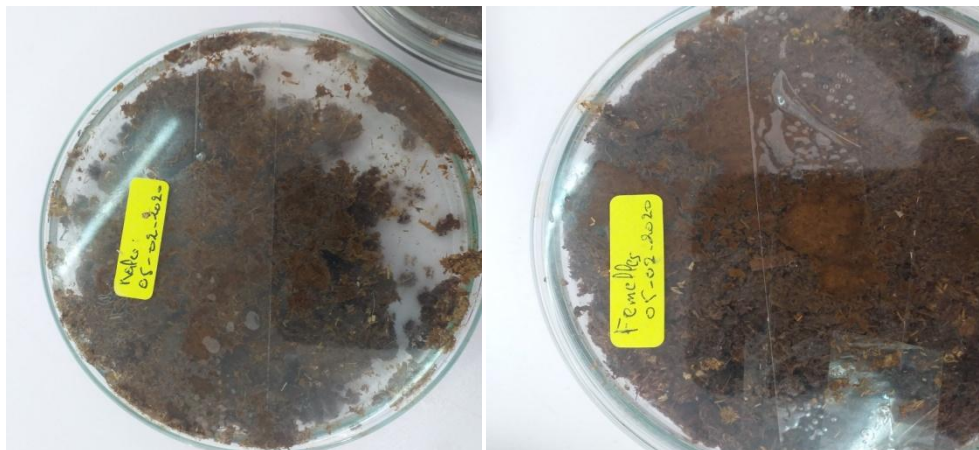
**Tableau 3:** Quelques avantages et inconvénients de la technique de lame Mac Master

Les avantages	Les inconvénients
<ul style="list-style-type: none"> <li>• Etude coproscopique quantitative des éléments parasitaires.</li> <li>• Méthode rapide.</li> </ul>	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Peu coûteuse.</li> <li>• La lecture ne peut se faire qu'avec l'objectif x10. Les éléments de très petite taille (Protozoaires) ne pourront donc pas être identifiés et donc comptés.</li> </ul>

#### 4.5 Coproculture :

La coproculture parasitaire consiste à faire évoluer des œufs présents dans les fèces en larves. Cette technique permet d'obtenir des formes plus facilement identifiables.

On rassemble les matières fécales dans les boîtes de pétri et on ferme bien ensuite on colle l'étiquettes : le sexe, la date y sont écrits, enfin on laisse le quelque jours dans laboratoire. Comme indiqué dans la figure suivante (figure 9).



**Figure 8:** Photo de deux échantillons différents préparés par coproculture

Après la coproculture, on fait la méthode de Baerman.

#### 4.6 Méthode de Baerman

Cette méthode permet de détecter les larves de nématodes ; elle est facile, peu coûteuse mais un peu longue et ne permet pas d'analyse quantitative à la suite, on compare les résultats avec la clé d'identification des larves (L3) (Cabaret, 2004) .

#### 4.6.1 Le principe :

Elle repose sur les propriétés des larves. Elle joue sur les tropismes de celles-ci en se servant de leur hydro-thermotropisme positif et de leur phototropisme négatif pour les extraire des fèces et limiter également les résidus dans le filtrat.

#### 4.6.2 Mode opératoire :

- ✓ On dépose le prélèvement sur une gaze, posée sur un tamis, au-dessus d'un entonnoir rempli d'eau.
- ✓ On laisse reposer au moins 24 heures et on récupère les premiers millilitres de filtrat.



Figure 9: Photo d'une préparation de deux échantillons par méthode de Baerman.

### 5. Identification des larves de stade 3 par technique microscope micromètre

#### 5.1 Présentation du matériel :

L'élément essentiel est un oculaire micrométrique, qui s'adapte au microscope à la place de l'oculaire normal.

L'étalonnage de cet oculaire nécessite l'emploi d'une lame micrométrique.

##### a) L'oculaire micrométrique

C'est un oculaire classique dont la lentille inférieure comporte un segment gradué.

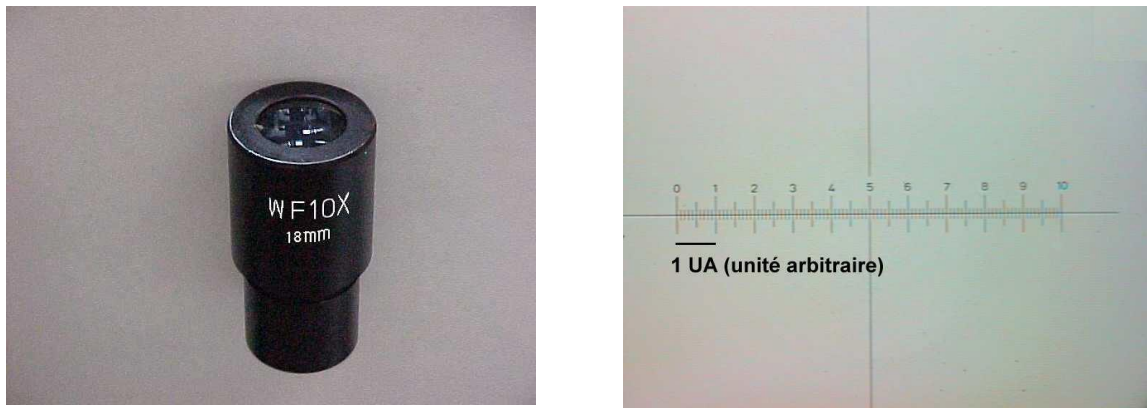


Figure 10: image d'un oculaire micrométrique

### b) La lame micrométrique

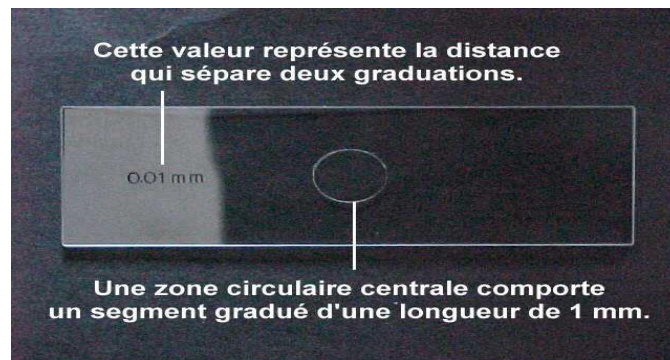


Figure 11: Image d'une lame micrométrique.

## 5.2 Protocole d'étalonnage

- ✓ Mettre en place la lame micrométrique et l'oculaire micrométrique.
- ✓ Mettre en place l'objectif choisi pour effectuer l'étalonnage.
- ✓ Effectuer la mise au point sur les graduations de la lame.
- ✓ Aligner et orienter les deux graduations de sorte que leurs origines se correspondent.

**Méthode** : déplacer la lame micrométrique à l'aide du chariot du microscope et tourner l'oculaire micrométrique.

–La lecture des deux graduations superposées permet d'établir la correspondance entre une longueur en unités arbitraires de l'oculaire et une taille réelle en  $\mu\text{m}$ .

–Répéter les opérations pour les autres objectifs du microscope.

## • Grossissement 10 :

15sule → oculaire

16sul → objet

$$\frac{\text{Nombre sule oculaire} \times 10}{\text{Nombre sule objet}} = \frac{15 \times 10}{16} = 9.37 \mu\text{m}$$

## • Grossissement 40 :

30sule → oculaire

8sule → objet

$$\frac{\text{Nombre sule oculaire} \times 10}{\text{Nombre sule objet}} = \frac{30 \times 10}{8} = 37.9 \mu\text{m}$$

---

# **Chapitre 4:** **Résultats Et Discussion**


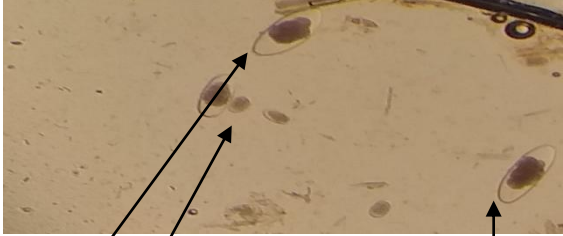
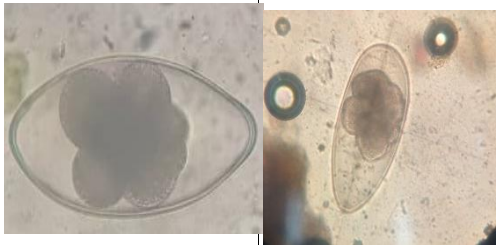
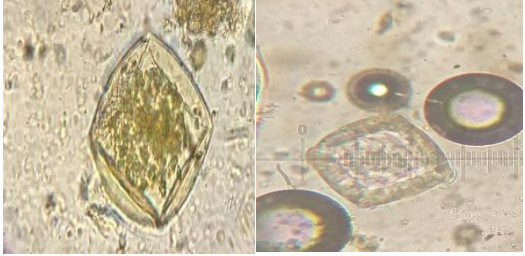




---

# 1. Morphologie des parasites :

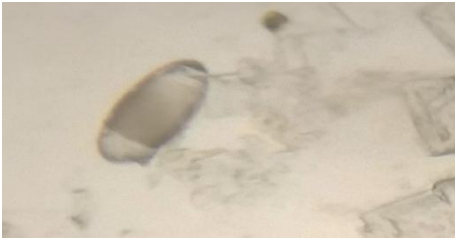
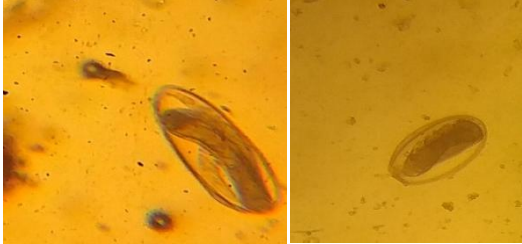




## 1.1 Les œufs :

La caractérisation des œufs de parasites permet d'identifier l'espèce de parasites digestifs des ovins.

**Tableau 03. Observation microscopique des éléments parasitaires identifiés.**

 <p><i>Eimeria ovis</i> (G×40)</p>	 <ul style="list-style-type: none"> <li>• <i>Marshallagia sp</i></li> <li>• <i>Nématodirus sp</i></li> <li>• <i>Stronole dioestif</i></li> </ul>
 <p><i>Nematodirus sp</i>(08 plastomères) (×40)</p>	 <p><i>Moniezia</i> (G×40)</p>
 <p>strongle digestif (G×10)</p>	 <p>trichostrongylus (G×40)</p> <p>Kyste d'un protozoaire (G×40)</p>
 <p>strongle digestif (G×10)</p>	 <p>Parasite déformé à cause de la solution saline (G×40)</p>

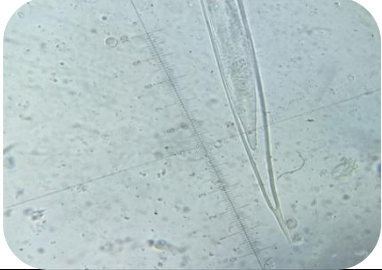







	
<p><i>Strongle digestif (G×10)</i></p>	<p><i>Strongle digestifs embryonné(G×40)</i></p>
	
<p><i>Nématodirus sp(18 palstomères)(G×40)</i></p>	<p><i>Nématodirus( sp18 palstomères)(G×40)</i></p>
	
<p>Parasite non identifié</p>	<p><i>Fasciola sp(G×10)</i></p>


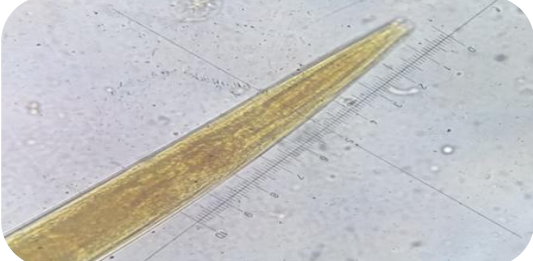



## 1.2 Les larves (L3)

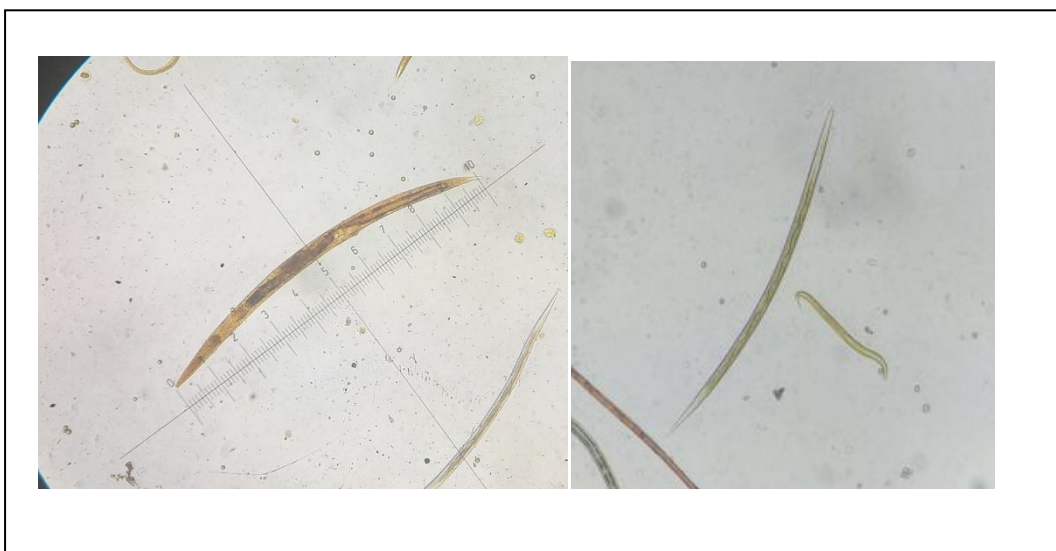
### a. Identification des larves(L3) selon la taille de la queue :

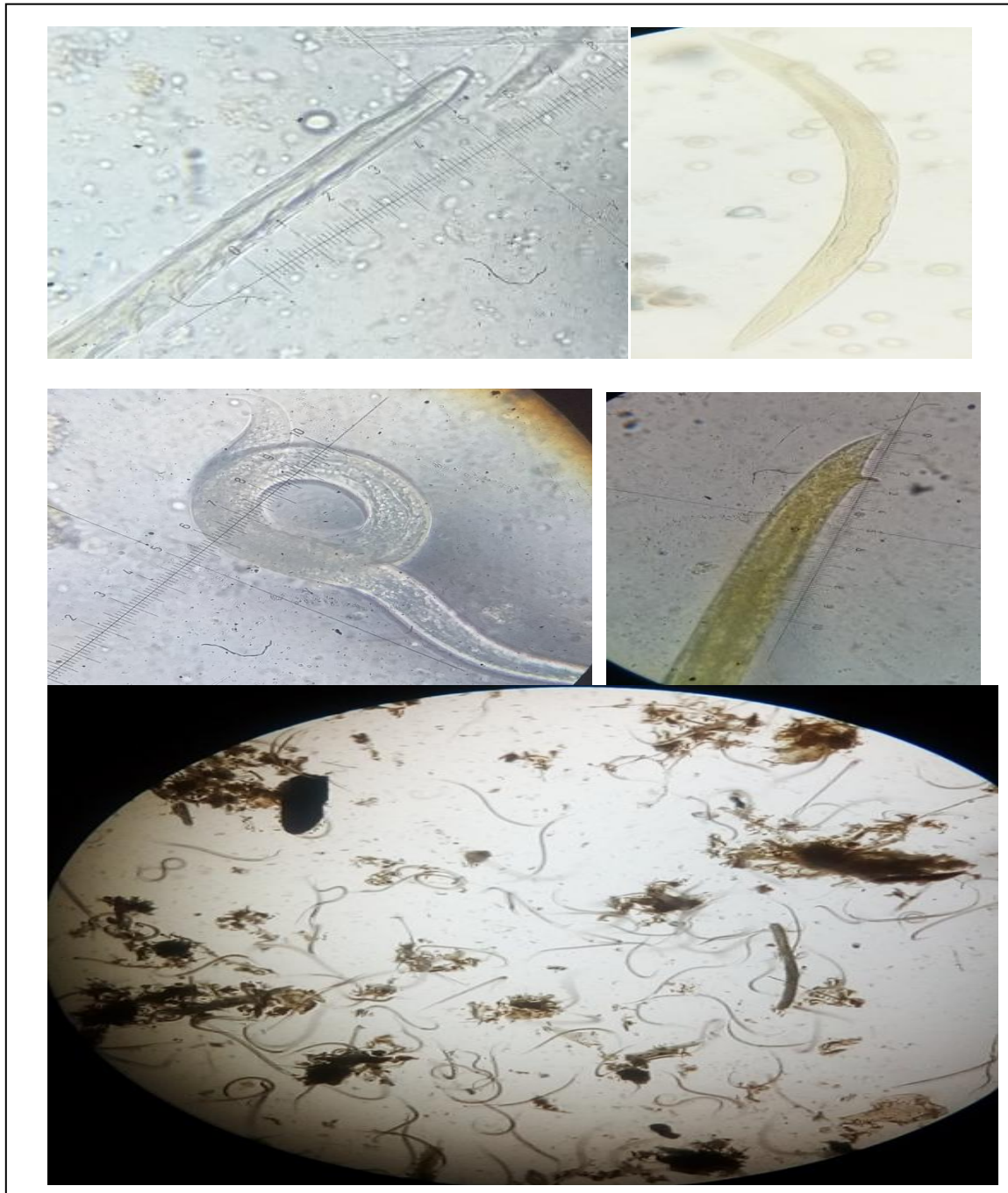
L3	Taille de la queue (µm)	L'espèce
	168	<i>Oesophagostomum venulosum</i>
	18.75	<i>Trichostrongylus spp</i>
	45	<i>Trichostrongylus rugatus</i>
	30	<i>Protostrongylus rufescens</i>
	11.25	<i>Strongyloides papillosus</i>
	48	<i>Cooperia spp.</i>

**b.Selon les appendices terminaux des larves(L3) :**

larve	L'espèce
	<p><i>Trichostrongylus axei</i></p>
	<p><i>Nematodirus filicollis</i></p>
	<p><i>Trichostrongylus falculatus</i></p>

**Les larves des parasites non identifié :**





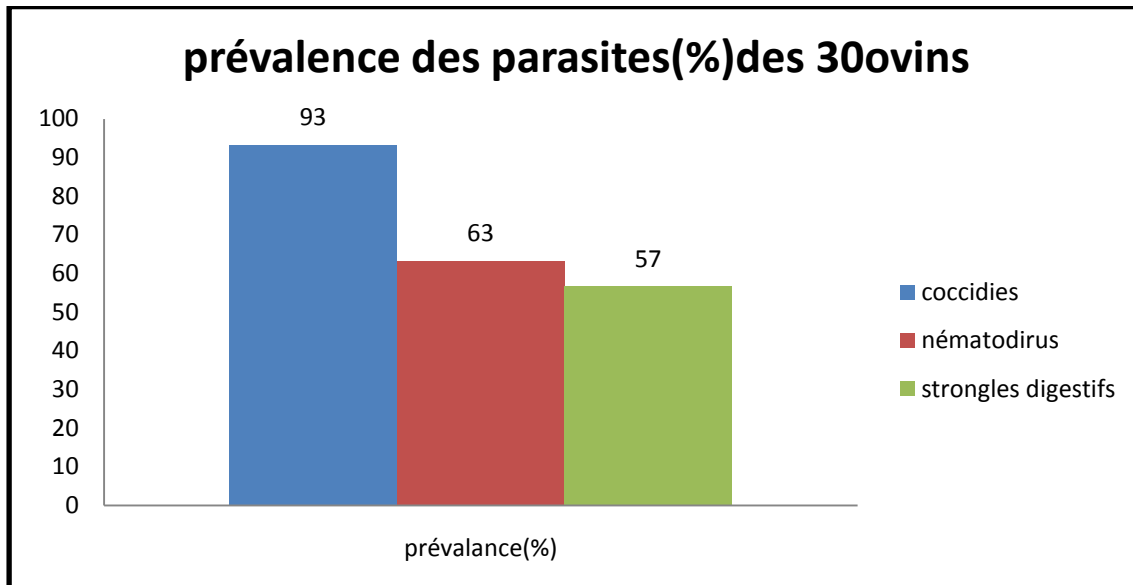
**Figure07** : Représentation des larves sur microscope (G×4)

## 2. prévalence parasitaire

La prévalence (%) = (nombre d'animaux parasités/nombre total d'animaux examinés) × 100

### 2.1 selon la faune parasitaire

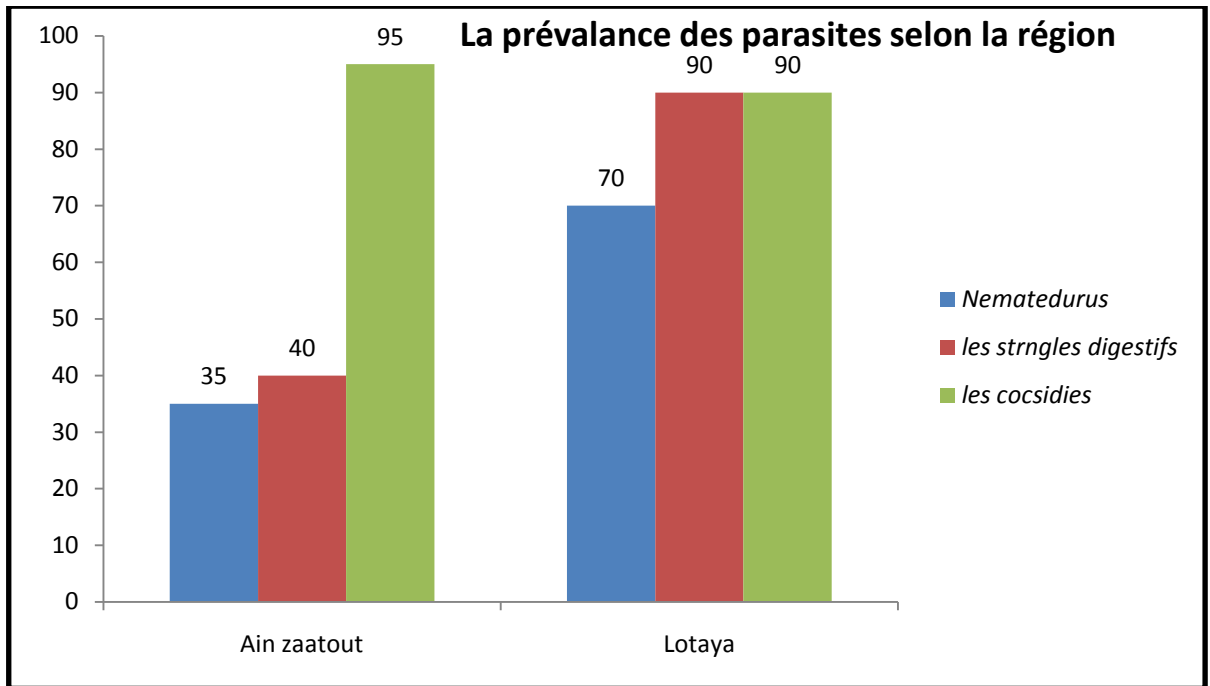
Selon l'histogramme suivant (figure2) montre que la prévalence de la coccidie est plus fréquente que les autres parasites (*Nématodirus*, strongles digestifs).



**Figur02** : Présentation graphique de prévalence des parasites des 30 ovins.

### 2.2La prévalence des parasites selon la région

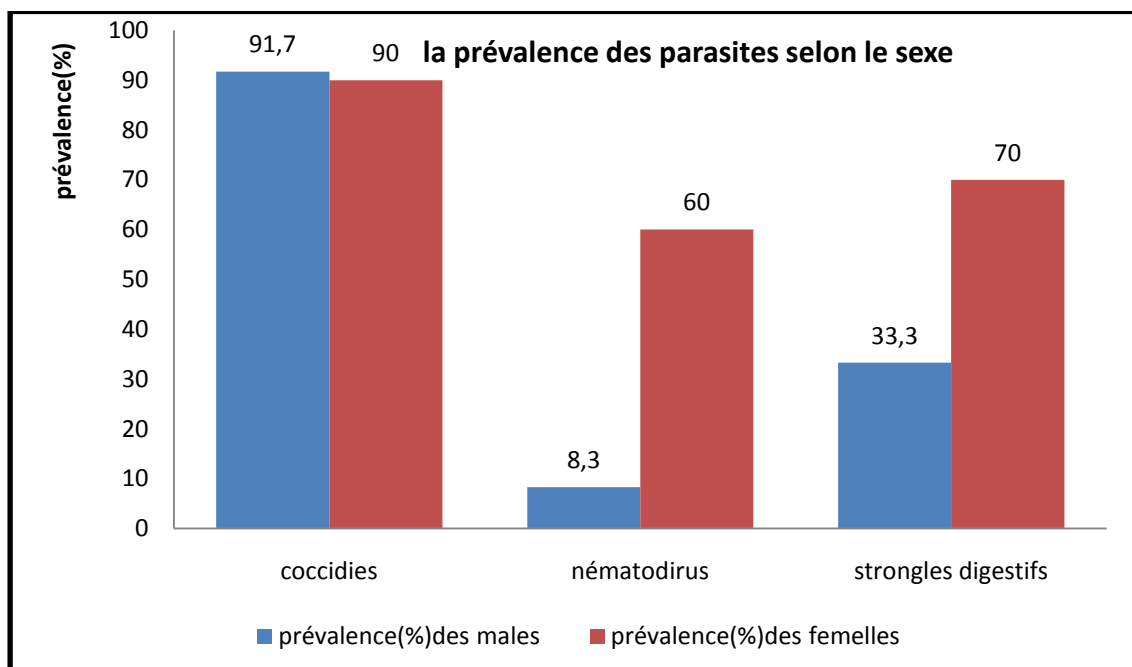
L'histogramme de la prévalence des parasites montre que les parasites digestifs des ovins sont plus fréquents dans la région de Lotaya que la 2<sup>ème</sup> région étudiée Ain Zaatout.



**Figure06** : représentation graphique du la prévalence des parasites selon la région.

## 2.2 Selon le sexe des ovins

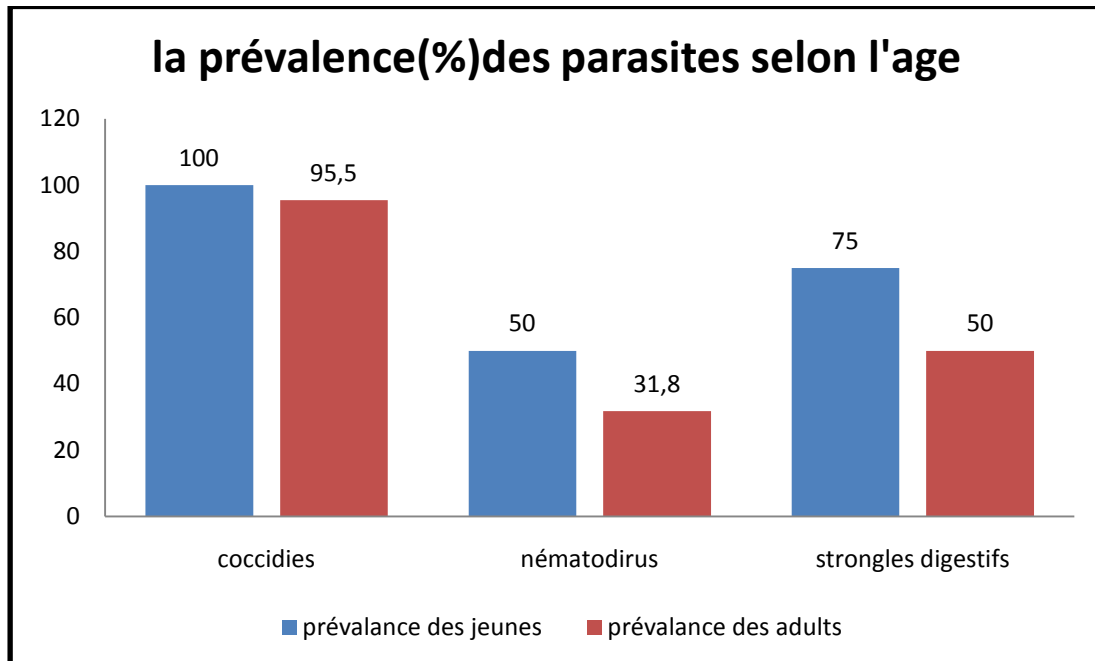
L’histogramme suivant apparait que la prévalence des parasites selon le sexe, les femelles qui sont plus exposent de l’infestation parasitaire que les males.



**Figure06** : Représentation graphique du la prévalence des parasites selon le sexe.

## 2.2 Selon l'âge des ovins

L'histogramme de la prévalence des parasites selon l'âge des ovins montre que les jeunes sont plus exposés de l'infestation parasitaire que les adultes.



**Figure5** : Représentation graphique de prévalence des parasites selon l'âge.

# Discussion

## 1. Coprologie

### 1.1 Coproscopie

Les examens coproscopiques ont permis d'identifier plusieurs parasites gastro-intestinaux dans deux régions de Lotaya et Ain Zaatout (Biskra), Ces examens ont révélé des strongles, *Strongyloïdes*, *Moniezia sp*, *Eimeria ovis*, *Nématodirus sp*, *Marshallagia sp*, *trichostrongylus sp*, Ils montrent la prépondérance du polyparasitisme chez les ovins. Les parasites retrouvés dans cette étude ont été déjà signalés sur les ruminants d'autres régions du Biskra au niveau de la station de l'ITDAS Biskra (SLATNIA, 2019).

### 1.2 Coproculture

Les examens de coproculture permettent de recherche des larves de stade 3 des Nématodes et des strongles digestifs selon leurs catégories ; la taille de la queue en ( $\mu\text{m}$ ) : qui sont *Oesophagostomum venulosum*(168), *Trichostrongylus spp*(18.75), *Trichostrongylus rugatus*(45), *Protostrongylus rufescens*(30), *Strongyloides papillosus*(11.25), *Cooperia spp*(48).ou Selon les appendices terminaux des L3, *Trichostrongylus axei*, *Nematodirus filicollis*, *Trichostrongylus falculatus*.

## 2. La prévalence parasitaire :

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 02 régions Lotaya et Ain Zaatout Nos résultats seront discutés selon des critères à savoir, les différentes catégories de parasites par espèce, et la région, le sexe et enfin l'âge, nous considérons à chaque fois les prévalences des *Eimeria ovis*, des *Nématodirus* et des *strongles digestifs*.

### 2.1 Selon la faune des parasites

La communauté des parasites trouvée chez les 30 ovins de la région de Lotaya et d'Ain Zaatout est représentée par les coccidies, les Nématodes et les strongles digestifs.

Les coccidies sont les parasites digestifs les plus fréquents avec le taux (93%), Les strongles digestifs des ovins de la région de Batna (Algérie) (Salah, 2012) sont représentés dans la région de Batna, enregistrent une prévalence de 57%.

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 (Abidiassé, 2012) a montré des résultats beaucoup plus supérieurs avec une prévalence de 56,20 %. Dans la région de Lotaya et Ain Zaatout, *Nematodirus sp* est rencontré à 63%.



## 2.2 Selon la région

La prévalence de coccidies presque égales dans les 02 régions d'Ain Zaatout et Lotaya sont successivement (95%) et (90%), d'autre part les strongles digestifs et *Nématodirus sp* dans Lotaya (90% et 70%), para port d'Ain Zaatout (70% et 40%). Aucun travail dans ces régions.

## 2.3 Selon le sexe des ovins

En fait, les strongles digestifs touchent beaucoup plus les femelles (70%) que les mâles (33.3%). Egalement, les coccidies sont plus fréquemment rencontrées chez les deux sexes. En effet, la prévalence chez les femelles (90%) l'emporte sur celle des mâles (91.7%).concerne les *Nématodirus sp* plus fréquentes chez les femelles (60%) que les males (8.3%). Car les femelles sont celles qui régurgitent plus que les males.

## 2.4 Selon l'âge des ovins

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 des parasites d'*Eimeria ovis* 100 %, *Nématodirus sp* 50% et 75 % des strongles digestifs. 95.5% d'*Eimeria ovis*, 31.8% *Nématodirus sp* et 50% des strongles digestifs. Il est à noter que tous les animaux. Quelque soit leur âge, sont parasités mais les jeunes sont plus sensibles à l'infestation parasitaire due à la diminution immunitaire.

Les coccidies touchent fortement toutes les catégories d'âge avec des prévalences proches.



## Conclusion

Le tube digestif des ovins 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 coprologie simple et rapide visant à établir le statut parasitaire chez 30 ovins dans la région d'Ain Zaatout et Lotaya. La technique coproscopie permet d'identifier les œufs des *Eimeria ovis*, *Nématodirus sp*, strongles digestifs et *Moniezia sp*. Qui sont plus introuvable.

Les résultats obtenus par la coprologie pour identifier les L3 des helminthes qui sont *Oesophagostomum venulosum*, *Trichostrongylus spp*, *Nematodirus filicollis*...

Ainsi que, par la technique quantitative des ces ovins montre que on détermine la prévalence des *Eimeria ovis* sont les parasites plus fréquentes que *Nématodirus sp* et strongles digestifs, aussi plus fréquentes dans la région de Ain Zaatout par contre *Nématodirus sp* et strongles digestifs sont plus dans Lotaya. Et quant à les femelles plus expose de l'infestation que les males par ces parasites. Quand à l'âge des ovins les jeunes plus expose que les adultes.

L'importance de la prévalence des parasites intestinaux chez les moutons au sein de Lotaya et Ain Zaatout de la wilaya de Biskra 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 des éleveurs des ovins
- Traitement adéquat des ovins.
- Améliorer les méthodes de diagnostic que 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.

## Bibliographie

Abidiase, Y. (2012, juin). Contribution à la connaissance des pathologies des. UI\IVERSITE POLYTECHNIQUE DE BOBO-DIOULASSO (UPB), BURKINA FASO.

Agnan Marie Michel Combo, M. A. (2010, janvier 25). *Les oligosaccharides pectiques : production et applications possibles*. Consulté le juin 1, 2010, sur <https://popups.uliege.be:443/1780-4507/index.php?id=7086>.

Bahrani, S. A. (2012, Juin 01). Modification des Propriétés Physico-Chimiques de l'Amidon par Procédés Hydrothermiques : Contribution à l'étude des Transferts Couplés Chaleur-Masse. Français, Ecole Doctorale Sciences et Ingénierie en Matériaux, Mécanique, Énergie et Aéronautique (SI-MMEA).

Bareille, S., & Fournier, R. (2010, Janvier). LA GIARDIOSE OVINE.

Bencherif, S. (2011). L'élevage pastoral et la céréaliculture dans la steppe algérienne Évolution et possibilités de développement. l'AgroParisTech ., paris.

BENDERRADJI, F. (2015). Etude comparative du statut minéral (macro-éléments) des brebis dans la région de Seriana : effet altitude et saison. UNIVERSITE EL-HADJ LAKHDAR-BATNA, Batna.

BERRAG, B. (Juin 2000). maladies parasitaires du mouton sur parcours. *transfert de technologie en agriculture* , 4.

Bonnefent, M. (2014).

Brochot, L. (2009). GESTION DU PARASITISME INTERNE DES JEUNES AGNEAUX DE PLEIN AIR. LA FACULTE DE MÉDECINE DE CRÉTEIL.

Brochot, L. (2009). GESTION DU PARASITISME INTERNE DES JEUNES AGNEAUX DE PLEIN AIR. LA FACULTE DE MÉDECINE DE CRÉTEIL.

Bussieras, & Chermette. (1992).

Cabaret, J. A. ( 2004, March). Morphological identification of nematode larvae of small ruminants and cattle. *Veterinary Parasitology* .

Clémentine, A. D. (2015, novembre 05). les techniques de coprologie chez les carnivores domestiques et les lagomorphes : évaluation du kit uranotest copro®. la faculté de médecine de créteil.

Daouia, M. (2012, 09 24). Etude parasitologique pour l'identification des agents responsables des diarrhées néonatales chez les agneaux et les veaux dans la région d'Oran. 6. Oran, Université d'Oran.

Dekhili. (2010). FERTILITE DES ELEVAGES OVINS TYPE « HODNA » MENES EN EXTENSIF. Université Ferhat Abbas, Sétif.

Dekhili. (2010). fertlité des élevages ovins type(hodna) menes en extensif. setif, université Ferhat Abbas, Sétif.

Eckert, e. a. (1995).

Fanny, S. (2015). EVALUATION D'UN NOUVEAU LIQUIDE DENSE. l'Université Paul-Sabatier de Toulouse.

Fanny, S. (2015). EVALUATION D'UN NOUVEAU LIQUIDE DENSE. l'Université Paul-Sabatier de Toulouse.

FONS, S. R. (2007). *ANNALES de la société d'horticulture et d'histoire naturelle de l'hérault* (Vol. 147). france , faculter de pharmacie ,15 avenue Charles flahault ,Université montpellier 1.

Granner D.K., M. R. (2008). *Biochimie de HARPER* (éd. 3 e édition). (D. Boeck, Éd.) Bruxelles.

Houert, P. (2018). Sensibilité au parasitisme d'intérieur.

JONVILLE, D. (2004). EVALUATION DE DIFFERENTES TECHNIQUES. LA FACULTE DE MEDECINE DE CRETEIL: ECOLE NATIONALE VETERINAIRE D'ALFORT.

LAJOIX-NOUHAUD, E. (2011). EPIDEMIOLOGIE, DIAGNOSTIC ET TRAITEMENT. U N I V E R S I T E D E L I M O G E S.

Mage, c. (2008). *parasites des moutons (prévention -diagnostic -traitement)*. france Agricole.

MAGE, C. (2008). *PARASITES DES MOUTONS*. France Agricole.

Moula.M. (2018). Élevage ovin en Algérie: Analyse de situation. Département de gestion vétérinaire des Ressources Animales (DRA), Université de Liège, Belgique.

Pauline, H. (2018). SENSIBILITÉ AU PARASITISME D'INTÉRIEUR. l'Université Paul-Sabatier de Toulouse.

PONCELET, J.-L. (2008, Décembre 08). LES COCCIDIOSES OVINES. 1.

Raven, P. E. (2000). *Biologie végétale*. Paris: Paris.

RAYNAUD, J.-P. (1970). Etude de l'efficacité d'une technique. *parasite* .

Salah, M. (2012). Les strongles digestifs des ovins de la région de Batna (Algérie) : Caractérisation, spécificités. UNIVERSITE HADJ LAKHDAR DE BATNA, Batna.Algérie.

Salah, M. (2012). Les strongles digestifs des ovins de la région de Batna (Algérie) : Caractérisation, spécificités. Batna.

SLATNIA, T. B. ( 2019, juillet 9 mardi). Etude de l'efficacité d'un antiparasitaire de type ivermectine (Baymec) ® sur les parasites digestifs des ovins et des caprins au niveau de la station de l'ITDAS Biskra. Faculté des sciences exactes et sciences de la nature et de la vie, Biskra.

Vandiest, P. (2009). Filière Ovine et Caprine n°27. *Thèse* . FICOW.

## Annexes

**Tableau5** : Prévalence des parasites (coccidies,Nématodirus et strongles digestifs)

Espèce	Nombre des ovins infestés	prévalence(%)
<i>Coccidies</i>	28	93
<i>Nématodirus</i>	19	63
<i>Strongles digestifs</i>	17	57

**Tableau6** : Prévalence des parasites (coccidies,Nématodirus et strongles digestifs)selon le sexe.

Espèce	prévalence(%) des males	prévalence(%) des femelles
coccidies	91,7	90
<i>Nématodirus sp</i>	8,3	60
strongles digestifs	33,3	70

**Tableau7** : Prévalence des parasites (coccidies,Nématodirus et strongles digestifs) selon l'âge.

Espèce	prévalence des jeunes	prévalence des adultes
coccidies	100	95,5
<i>Nématodirus sp</i>	50	31,8
strongles digestifs	75	50

**Tableau8** : Prévalence des parasites (coccidies,Nématodirus et strongles digestifs) selon la région.

Espèce	prévalence d'Ain Zaatout	prévalence de Lotaya
coccidies	90	90
<i>Nématodirus SP</i>	35	70
strongles digestifs	45	90

## Résumés

### الملخص

في الفترة من فبراير إلى مارس 2020، ركزت هذه الدراسة على التعرف على الطفيليات المعوية في 30 خروفاً تم فحصها في منطقتين مختلفتين؛ 10 أغنام في منطقة الوطاية و 20 خروفاً في عين زعطوط عن طريق الكوبرولوجيا، تسمح هذه التقنية بالتعرف على بيض *Nematodirus*، و *strongles digesifs*، و *Moniezia* وأكياس *Eimeria ovis*، وتسمح زراعة البراز والقياس الحيوي لـ (L3) بتحديد أنواع *Oesophagostomum venulosum*، *Nematodirus filicollis*، و *Trichostrongylus spp* الطفيليات الهضمية الكمية للأغنام في الوطاية هي 70% *Nematodirus sp*، و 90% *Eimeria ovis* و 90% قوي الجهاز الهضمي، وفي عين زعطوط 95% من *Eimeria ovis* و 40% *strongles digesifs* و 35% *Nematodirus sp*، فإن معدل انتشار *Eimeria ovis* هو 44% و 30% من *Nematodirus sp* و 26% *strongles digesifs*. معدل تكرار *Eimeria ovis* هو 44% و 30% من *Nematodirus sp* و 26% من *strongles digesifs*. نسبة انتشار الطفيليات حسب الجنس الأنثوي 90% *Eimeria ovis* و 60% *Nematodirus sp* و 70% *strongles digesifs*.. بالنسبة للذكور من 91.7% *Nematodirus sp*، و 8.3% *strongles digesifs* و 38.3% *Eimeria ovis* وانتشار الطفيليات حسب عمر الأغنام، 100% من *Eimeria ovis*، و 50% *Nematodirus sp*، و 75% *strongles digesifs* الحملان، تتعلق البالغون 95% من *Eimeria ovis*، و 31.8% *Nematodirus sp*، و 50% *strongles digesifs*.

**الكلمات المفتاحية:** حيوانات الطفيليات، الخرفان، كوبرولوجيا، بسكرة.

### Résumé

De février à mars 2020, cette étude a porté sur l'identification des parasites gastro-intestinaux des 30 ovins à été examiné dans deux régions différents ; 10 ovins dans la région de Lotaya et 20 moutons dans Ain Zaatout, par la coproscopie, cette technique à permet d'identifier les œufs du *Nematodirus*, *strongles digesifs*, *Moniezia* et les kystes d'*Eimeria ovis*, la coproculture et la mesure biométrique des (L3) permet d'identifier les espèces *Oesophagostomum venulosum*, *Trichostrongylus spp*, *Nematodirus filicollis*.

La parasitose quantitative digestive des ovins dans Lotaya est de 70% de *Nématodirus sp*, 90% *Eimeria ovis* et 90% *Strongle digestif*, et dans Ain Zaatout 95% des *Eimiria ovis* et 40% *strongle digestif* et 35% *Nématodirus sp*, la fréquence de des *Eimeria ovis* est 44% et 30% du *Nématodirus sp* et 26% des *strongles digestif*. La prévalence des parasites selon le sexe femelles est de 90% *Eimeria ovis* et 60% *Nématodirus sp*, 70% *strongles digestifs*. Pour les mâles 91.7% des *Eimeria ovis* 8.3% *Nématodirus sp* 38.3% *strongles digestifs*. Et la prévalence des parasites selon l'âge des ovins, 100% des *Eimeria ovis*, 50% *Nématodirus sp*, 75% *strongles digestif* pour les jeunes, concerne les adultes 95% des *Eimeria ovis*, 31.8% *Nématodirus sp*, 50% *strongles digestifs*.

**Mots-clés :** Parasitofaune, ovins, analyse coprologique, Biskra

### Abstract

From February to March 2020, this study examined the identification of gastrointestinal parasites of 30 sheep in two different regions; 10 sheep in Lotaya region and 20 sheep in Ain Zaatout, by coproscopy, this technique allows to identify the eggs of *Nematodirus*, *strongles digesives*, *Moniezia* and cysts of *Eimeria ovis*, coproculture and biometric measurement of (L3) allows to identify the species *Oesophagus*

The digestive quantitative parasitosis of sheep in Lotaya is 70% *Nematodirus sp*, 90% *Eimeria ovis* and 90% *Strongle digestif*, and in Ain Zaatout 95% *Eimiria ovis* and 40% *strongle digestif* and 35% *Nematodirus sp*, the frequency of *Eimeria ovis* is 44% The prevalence of parasites by female sex is 90% *Eimeria ovis* and 60% *Nematodirus sp*, 70% *strongle digestive*. For males 91.7 % of *Eimeria ovis* 8.3 % *Nematodirus sp* 38.3 % *strongles digestifs*. et the prevalence of parasites by sheep age, 100 % of *Eimeria ovis*, 50 % *Nematodirus sp*, 75 % *strongles digestif* for young, concerns adults 95 % of *Eimeria ovis*, 31.8 % *Nematodirus sp*, 50 % *strongles digestives*.

**Key words:** Parasitofauna, sheep, coprological analysis, Biskra