

REPUBLIQUE ALGERIENNE  
Ministère de l'Enseignement Sup  
Université Saad  
Faculté des Sciences Agr  
Département des Sciences Vétérinaires



565THV-1

PROJET DE FIN D'ETUDE

En vue de l'obtention du diplôme de Docteur Vétérinaire

Thème

**Bilan helminthologique des ovins  
dans les abattoirs de Blida**

Présenté par :

**BELKACEM-BACHIR Nassima**

**RABHI Sabrina**

Devant le jury composé de :

Président : **Dr ABDELLAOUI .L** Maître assistante A, Univ. S . Dahleb de Blida

Examineur : **Dr BENSID. A** Maître assistant A, Univ. S . Dahleb de Blida

Promoteur : **Dr RR. TRIKI-YAMANI** chargé de cours, Univ. S . Dahleb de Blida

Promotion :  
**2010-2011**

# Remerciements

**Au Dr RR. TRIKI-YAMANI**

Notre Promoteur de mémoire,

Qui a accepté d'encadrer ce travail

Merci pour votre aide précieuse, et votre soutien permanent,

Recevez notre gratitude et l'expression de notre plus haute considération.

**Au Dr BACHIR-PACHA M.**

Notre Président de Thèse,

Qui nous a fait l'honneur d'accepter la présidence de notre jury de thèse,

Hommages respectueux.

**A Mr NEBRI R.**

Notre examinateur,

Qui nous a fait l'honneur de participer à notre jury de thèse,

Sincères remerciements.

# Dédicaces

*A chaque fois qu'on achève une étape importante de notre vie, on fait une pose pour regarder en arrière et se rappeler toutes ces personnes qui ont partagés avec nous tous les bons moments de notre existence, mais aussi les mauvais quarts d'heure.*

*Ces personnes qui nous ont aidés, soutenus sans réserve, aimés sans compter ; ces personnes à qui notre bonheur devient le leur, à qui un malheur en nous, en eux, se transforme en pleure.*

*Spécialement à mes chers parents:*

*je leur exprime ici un « immense merci » pour leur amour, leur générosité, leur soutien inconditionnel et leur confiance en moi,*

*A ma sœur NADIA :*

*merci pour ton soutien inconditionnel et ton inquiétude quotidienne, preuve de ton amour, sans toi je ne serais jamais arrivé au bout.*

*Je remercie très chaleureusement mes sœurs : NADJET, JMENE, NARIJMENE, et mon frère BENALJA, pour leur affection, leur foi en mon travail, et leur encouragement qui m'ont été si précieux au cours de mes années d'études.*

*J'adresse mes plus sincères remerciements à mes oncles : HICHEM, AMINE.*

*A mes amis et amies*

*A toutes ces âmes ; sans les citer ; je dédie ce travail en signe de reconnaissance et de respect.*

*Sabrina*

# Dédicaces

*A chaque fois qu'on achève une étape importante de notre vie, on fait une pose pour regarder en arrière et se rappeler toutes ces personnes qui ont partagés avec nous tous les bons moments de notre existence, mais aussi les mauvais quarts d'heure.*

*Ces personnes qui nous ont aidés, soutenus sans réserve, aimés sans compter ; ces personnes à qui notre bonheur devient le leur, à qui un malheur en nous, en eux, se transforme en pleure.*

*Aux deux êtres les plus chères au monde, mon père et ma mère, . Que*

*Dieu les protège*

*A mon très cher fiancé Fetthi qui m'a toujours soutenu dans le bien  
et le mal et sa famille.*

*A mon très cher frère Fouad et sa femme*

*Mes sœurs Hassiba ,Wisseem ,Nazihia et son mari*

*Mon neveu Nadir ,mes nièces Yousra ,Raouya et Saousene*

*Tous mes amis (es) et surtout( Nassira, Hassiba, Houda, Amel,et Assma)*

*A toute ma grande famille, oncles, tantes, cousins et cousines*

*J'adresse mes plus sincères remerciements à ma voisine*

*Djamila et sa famille*

*A mon binôme Sabrina et sa famille;*

*A mes amis et amies*

*A toutes ces âmes ; sans les citer ; je dédie ce travail en signe de reconnaissance et de respect.*

*Nassima*

## 1- Liste des tableaux :

<b>Tableau 1 :</b> Principales espèces de Nématodes des ruminants	02
<b>Tableau 2 :</b> Localisation des nématodes gastro-intestinaux d'ovins	13
<b>Tableau 3:</b> Récapitulatif des principales lésions de Strongyles gastro-intestinales.	16
<b>Tableau 4:</b> Caractères morphologiques des cestodes Anoplocéphalidés du bétail	18
<b>Tableau 5 :</b> Détails morphologique d'un cestode	19
<b>Tableau 6:</b> Strongles digestifs des ruminants	26
<b>Tableau 7 :</b> Résultats globaux des bilans parasitaires	30
<b>Tableau 8 :</b> Cinétique au cours du semestre des parasites par animal et par mois	31
<b>Tableau 9 :</b> Cinétique semestrielle des groupes de parasites	31
<b>Tableau 10 :</b> Taux d'infestation globale selon les groupes d'helminthes	32
<b>Tableau 11 :</b> Taux d'infestation global en fonction des groupes de parasites	33
<b>Tableau 12 :</b> Taux d'infestation global en fonction des localisations	33
<b>Tableau 13 :</b> Taux d'infestation en fonction des différentes espèces	33
<b>Tableau14 :</b> Principales espèces de Strongles digestifs et leur localisation	
<b>Tableau15 :</b> Caractères différentiels de Nematodirus spp	

## 2 – Liste des Figures :

<b>Figure 1 :</b> Tube digestif des ruminants	02
<b>Figure 2 :</b> Schéma G° d'un nématode	02
<b>Figure 3:</b> Femelle <i>H. contortus</i>	03
<b>Figure 4:</b> Région antérieure	03
<b>Figure 5:</b> Bource caudale	03
<b>Figure 6:</b> <i>Trichostrongylus</i> sp. (Bourse caudale d'un mâle)	04

<b>Figure 7:</b> <i>Cooperia sp</i> (extrémité antérieure)	04
<b>Figure 8:</b> <i>Nematodirus sp</i> (Extrémité ant. et post femelle)	05
<b>Figure 9:</b> <i>Nematodirus sp</i> (Femelle adulte)	05
<b>Figure10:</b> <i>Gaigeria sp</i> (extrémité antérieure)	05
<b>Figure11:</b> Œuf de <i>Strongyloides sp</i>	06
<b>Figure12:</b> <i>Oesophagostomum sp.</i> larve L3	06
<b>Figure13:</b> <i>Oesophagostomum sp</i> (extrémité antérieure)	06
<b>Figure14:</b> <i>Chabertia ovina</i> (extrémité antérieure)	07
<b>Figure15:</b> <i>Trichuris sp</i> (ver adulte)	07
<b>Figure16:</b> Schéma de la morphologie d'une larve L3	08
<b>Figure17:</b> Cycle évolutif de <i>O. ostertagi</i>	11
<b>Figure18:</b> Cycle évolutif de <i>Strongyloides sp</i>	11
<b>Figure 19:</b> Hôte définitif (HD) = Bétail	19
<b>Figure 20:</b> Hôte intermédiaire (HI).	19
<b>Figure 21:</b> <i>Moniezia sp.</i> dans l'intestin	20
<b>Figure 22 :</b> Cinétique au cours du semestre des parasites par animal et par mois	31
<b>Figure 23 :</b> Cinétique semestrielle des groupes de parasites	32
<b>Figure 24 :</b> Taux d'infestation globale selon les groupes d'helminthes	32
<b>Figure 25 :</b> Taux d'infestation global en fonction des groupes de parasites	33
<b>Figure 26:</b> Taux d'infestation global en fonction des localisations.	33
<b>Figure 27:</b> Taux d'infestation en fonction des différentes espèces	33
<b>Figure28 :</b> Larve de Strongle dans une goutte d'eau emprisonnée par l'herbe	
<b>Figure29 :</b> <i>Ostertagia ostertagi</i> , vu au microscope à balayage.	
<b>Figure30:</b> Cestodes adulte du genre <i>Moniezia</i> en microscopie électronique à balayage.	

**3 - Liste des photos :**

<b>Photo 1:</b> Œdème sous glossien « Signe de la bouteille »	14
<b>Photo 2:</b> Microscope optique	27
<b>Photo 3:</b> Loupe binoculaire	27
<b>Photo 4 (a, b, c) :</b> <i>Nematodirus sp</i> (Originale 2011, photos personnelles)	34
<b>Photo 5 (d, e) :</b> œufs de <i>Nematodirus sp</i> . (Originale 2011, photos personnelles)	34
<b>Photo 6 (a, b, c):</b> <i>Haemonchus contortus</i> (Originale 2011, photos personnelles)	34
<b>Photo 7:</b> <i>Moniezia sp</i> (Originale 2011, photos personnelles)	34



## TABLE DES MATIERES

<b>Résumé</b>	<b>I</b>
<b>Remerciement</b>	<b>II</b>
<b>Dédicaces</b>	<b>III</b>
<b>1 -Liste des tableaux</b>	<b>VI</b>
<b>2 -Liste des Figures</b>	<b>V</b>
<b>3 -Liste des photos</b>	<b>IV</b>
<b>4 -Listes des abréviations</b>	<b>VII</b>
<b>Introduction</b>	<b>VIII</b>
<b><u>PARTIE BIBLIOGRAPHIQUE :</u></b>	
<b>Chapitre 1 : Némathelminthes</b>	
<b>1-GENERALITES</b>	<b>02</b>
<b>2-TAXONOMIE SIMPLIFIEE</b>	<b>02</b>
<b>3- MORPHOLOGIE</b>	<b>03</b>
<u>a- Parasites de la caillette</u>	<b>03</b>
<u>b- Parasites de l'intestin grêle :</u>	<b>04</b>
<u>c) - Parasites du gros intestin :</u>	<b>06</b>
<b>4-BIOLOGIE: Cycle de développement</b>	<b>07</b>
a) - Phase exogène :	<b>07</b>
b) - Phase endogène :	<b>09</b>
b-1 - Evolution directe	<b>09</b>
b-2 Evolution indirecte	<b>10</b>
- Arrêt du développement larvaire	<b>10</b>
<b>5- PATHOGENIE</b>	<b>11</b>
a)- Mécanismes physiopathologiques	<b>11</b>
b)- Effets sur la physiologie digestive	<b>11</b>
<u>Diminution de l'ingestion</u>	<b>11</b>
<u>Mal-digestion et malabsorption</u>	<b>12</b>
<u>Modification et réorientation des métabolismes</u>	<b>12</b>

<b>c)- Les mécanismes pathogénique</b>	<b>12</b>
<i>Action mécanique</i>	12
<i>Action spoliatrice :</i>	13
<i>Action des produits d'excrétion-sécrétion</i>	13
<b>6- ETUDE ANATOMO-CLINIQUE DES NEMATODES GASTRO-INTESTINALES</b>	<b>13</b>
<b>6.1 - Symptomatologie</b>	<b>13</b>
a) - Syndrome digestif	14
b)-Syndrome anémique	14
<i>L' évolution chroniques subcliniques</i>	14
<b>6.2 - Lésions</b>	<b>14</b>
a) - Au niveau de la caillette	14
b) - Au niveau de l'intestin grêle	15
c) - Au niveau du gros intestin	15
<b>Chapitre 2 : Plathelminthes</b>	
<b>1- TAXONOMIE</b>	<b>17</b>
<b>2-ETUDE DES PARASITES</b>	<b>18</b>
<b>2-1-CESTODES</b>	<b>18</b>
<b>2.1.1- Morphologie</b>	<b>18</b>
<b>2.1.2- Biologie</b>	<b>19</b>
a)-Habitat et Nutrition	19
*Cycle de développement	19
<b>2.1.3 - Pathogénie</b>	<b>19</b>
<b>2.1.4 - Symptômes et Lésions</b>	<b>20</b>
a) Symptômes	20
b) Lésions	20
<b>2.2 – TREMATODES</b>	<b>20</b>
<b>2.2-1-Morphologie</b>	<b>20</b>
<b>2.2.2-Biologie des amphistomes</b>	<b>21</b>
Habitat et nutrition	21
Cycle de développement	21
<b>2.2-3-Pathogénie</b>	<b>21</b>
a) - Actions pathogènes des immatures	21

b) - Actions pathogènes des adultes	21
<b>2.2-4 -Symptômes et lésions</b>	<b>20</b>
a) - Symptômes	20
b)-Lésions	20
<b>Chapitre 3 : Diagnostic direct</b>	
<b>EXECUTION DE L'AUTOPSIE AU LABORATOIRE</b>	<b>23</b>
1.1 - Matériel nécessaire	23
1.2 - Technique	24
1.3 -Examen des différentes portions digestives	24
1.3.1 - Caillette	24
1.3.2 - Intestin Grêle	24
1.3.3 - Gros Intestin	24
2- Préparation des parasites pour l'examen de taille	24
2.1 - Tamisage	24
2.2 - Récolte des parasites	25
2.3 - Fixation et Eclaircissement	25
3- Identification des parasites	26
<b><u>PARTIE EXPERIMENTALE</u></b>	
Objectif de travail	27
<b>1 – MATERIELS ET METHODES</b>	<b>27</b>
1.1- Période et lieux de l'enquête	27
1.2- Autopsies helminthologiques	27
<b>1.2.1 - Matériel</b>	<b>27</b>
<b>1.2.2 - Méthodes</b>	<b>28</b>
a) - Technique d'autopsie helminthologique	28
b) - Conservation des parasites	28

c) - Préparation et observation des parasites	29
<b>2 – RESULTATS</b>	<b>30</b>
1_ Résultats globaux	30
2_ Cinétique semestrielle: Nombre moyen de parasites par animal et par mois	31
3_ Cinétique semestrielle des groupes de parasites	31
4_ Distribution semestrielle des espèces de strongles digestifs	32
<b>3– Discussion</b>	<b>35</b>
<b>Conclusion</b>	<b>37</b>
<b>Recommandations</b>	<b>38</b>
<b>Références bibliographiques</b>	
<b>Références des figures</b>	
<b>Annexes</b>	

## Résumé

Notre étude qui s'est étalée sur un semestre (janvier à juin 2011) avec un rythme de six (06) prélèvements de tubes digestifs par mois, a révélé qu'un nombre important de moutons abattus aux abattoirs de Blida sont infestés par les helminthes.

La *charge parasitaire* moyenne (Niveau d'infestation) par les némathelminthes (Strongles digestifs) est de 91,7% (980 parasites), alors qu'elle n'est que de 8,3% pour les plathelminthes. Pour le *profil parasitaire* (types de parasites), nous avons diagnostiqués une seule espèce de plathelminthes (88 spécimens de *Moniezia sp.*) et certains némathelminthes à savoir : *Ostertagia sp* (15 parasites), *Haemonchus contortus* (180 parasites), *Trichostrongylus sp* (74 parasites) et, *Nematodirus sp* (698 parasites). La portion la plus parasitée est l'intestin grêle (747 parasites). Les autres portions, contiennent beaucoup moins de parasites (caillette avec 208 parasites et le gros intestin avec 26 parasites).

Mots-clés : Strongles digestifs – Autopsie parasitaire – Ovins – Abattoir de Blida (Algérie).

---

## Abstract

Our study which spread out on a half-year (January to June, 2011) with a rhythm of six (06) takings of digestive tracts per month, revealed that a significant number of sheep brought down in the slaughterhouses of Blida are infested by helminthes.

The parasitic average load Level of infestation by némathelminthes (digestive Strongyles) is 91,7 % (980 parasits), while it is only 8,3 % for plathelminthes. For the parasitic profile (types of parasites), we diagnosed a single sort of plathelminthes (88 specimens of *Moniezia* sp.) and some nemathelminthes namely: *Ostertagia* sp (15), *Haemonchus contortus* (180), *Trichostrongylus* sp (74) and, *Nematodirus* sp (698). The most lived as a parasit portion is the small intestine (747 parasits). Other portions, contain much fewer parasites (208 in stomach Vs 26 in large intestine).

Keywords : Digestives strongyles- Parasitological autopsy - Ovine - Slaughterhouse of Blida.

## ملخص

إن الدراسة التي قمنا بها خلال سداسى واحد ( من يناير إلى يونيو 2011) وذلك باخذ ستة (06) عينات من الجهاز الهضمي في الشهر , كشفت عن أن عدد كبير من الأغنام المذبوحة في المسالخ مصابة بالطفيليات.

متوسط العبء الطفيلي (مستوى الإصابة) بالطفيليات 91.7 % ( 980 طفيلية) بينما الديدان المفلطة 8.3 % .  
بالنسبة لأنواع الديدان , تم تشخيص نوع واحد فقط من دودة مسطحة ( 88 عينات من مونيذيا س).  
وبعض الأنواع الأخرى اوسترتاجيا ( 15 طفيلية) ، المحجنية المتلوية ( طفيلية 180 ) ، الشعيرية ( 74 طفيلية).

الجزء الأكثر اصابة هو الأمعاء الدقيقة ( 698 طفيليات) ، وتحتوي الأجزاء الأخرى على طفيليات أقل بكثير المعدة (208 طفيليات) , المعى الغليظ ( 26 طفيليات) .

### الكلمات الرئيسية :

الطفيليات، أرصدة الطفيليات , الأغنام ، مسالخ البلدية ( الجزائر ) .

# **PARTIE BIBLIOGRAPHIQUE**

## INTRODUCTION

Les parasitoses sont une des principales causes de contre performances zootechniques chez les ovins. En Algérie, 80 % des 20 millions d'ovins que compte le cheptel national, sont répartis en zones steppiques. Dans ces régions, on distingue en plus des ectoparasites, cinq principaux groupes de parasites internes: la Grande douve (Foie), les strongles digestifs (Caillette/Intestins), les cestodes (Intestins), les Dictyocauls et Protostrongles (Poumons) et les Œstres (sinus).[41] ; [42]

La bonne santé du troupeau exige une alimentation équilibrée et en quantité suffisante, en protéine plus qu'en énergie [11], des bâtiments propres et un programme de prophylaxie raisonnée [24]. De plus, la conduite du pâturage est un outil nécessaire pour la maîtrise du parasitisme. Il est avéré que, les jeunes sont plus sensibles aux diverses infestations parasitaires par absence d'immunité. Les réactions immunitaires étant provoquées surtout par les stades larvaires [10]. La protection est efficace quand l'infestation est modérée et se prolonge durant tout le pâturage, pour les strongles et la grande douve, ou en bâtiment pour les coccidies. Ce sont surtout les brebis qui assurent au printemps la contamination des pâturages. Plusieurs semaines après l'agnelage, elles éliminent un nombre important d'œufs de parasites (« Spring-rise »/ « Post parturientrise») [11]. La transmission et la multiplication d'un grand nombre d'espèces de parasites impliquent le passage au pâturage. Les adultes peuvent développer une certaine immunité, ne pouvant être transférée aux agneaux. L'impact est généralement sub-clinique (Perte de poids, Retard de croissance). La détection de la parasitose par les formes imaginaires chez des groupes d'animaux n'est possible que lorsque les adultes pondent, soit trois semaines après la contamination (période prépatente). La détection des parasitoses larvaires n'est que très rarement réalisable (dosage du pepsinogène plasmatique lors d'Ostertagiose). Deux autres méthodes sont mises à contribution pour compléter l'analyse du risque parasitaire. Ce sont l'autopsie d'animaux « traceurs » (technique des bilans parasitaires pour évaluer les niveaux et les profils d'infestation) et l'observation à l'abattoir (Prévalence et incidence des parasitoses) [42]. C'est cette dernière méthode qui a été retenue pour mener à bien notre étude.

Cette étude a un double **objectifs** :

- Identifier les parasites affectant le mouton et, évaluer la charge parasitaire
- Etablir une cinétique mensuelle du parasitisme par les endoparasites, afin de clarifier certaines particularités épidémiologiques.

**CHPITRE 1 :**  
**NEMATODES GASTRO-INTESTINAUX.**

1 – GENERALITES

La quasi-totalité des nématodes gastro-intestinaux, aussi connu sous le nom de « strongles », sont responsables des strongyloses gastro-intestinales, c'est-à-dire d'helminthoses dues à la présence et au développement dans la caillette , l'intestin grêle ou le gros intestin (figure 1) de parasites de l'ordre des Strongyloidea , suite à l'ingestion et/ou à la pénétration transcutanée de larves infestantes qui se sont développées sur le sol. Ces maladies affectent le plus souvent des animaux au pâturage et ont un caractère saisonnier. En effet, la forte diversité des espèces de nématodes gastro-intestinaux (figure 2) des ovins s'oppose à une relative uniformité des modes de contamination (surtout par ingestion de L3 au pâturage). [31]

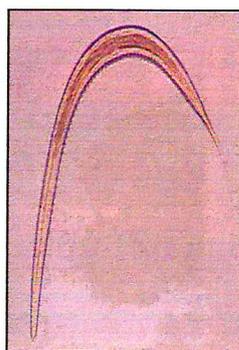
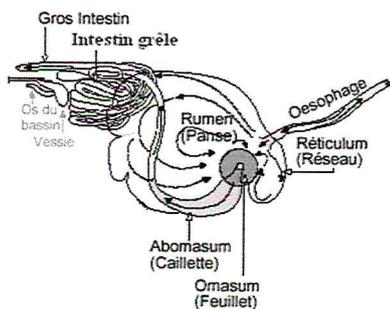


Figure 1 : Tube digestif des ruminants [31] Figure 2 : Schéma G° d'un nématode adulte [31]

2- TAXONOMIE SIMPLIFIEE

Tableau 1 : Principales espèces de Nématodes des ruminants [31].

Sup/F	Famille	Sous/F	Genre	Espèce	Loc.
Trichostrongylidae	Trichostrongylidés	Haemonghinés	Haemonchus	<i>H. contortus</i>	Caillette
				<i>H. bispinosus</i>	
				<i>H. similis</i>	
		Trichostrongylinés	Trochostrongylus	<i>T. axei</i>	Caillette
				<i>T. colubriformis</i>	IG
				<i>T. vitrinus</i>	
				<i>T. capricola</i>	
Ostertaginés	Ostertagia	<i>O. ostertagi</i>	Caillette		
		Teladorsagia		<i>O. circumcincta</i>	
Cooperiinés	Cooperia	<i>O. curticei</i>	IG		
Molinéidés	Nematodirinés	Nematodirus	<i>N. filicollis</i>	IG	
			<i>N. spatyiger</i>		
Strongylidae	Strongylidés	Chabertiinés	Chabertia	<i>C. ovina</i>	Colon
		Ancylostomatidés	Bunostomum	<i>B. trigonocephalum</i>	IG
		Trichonématidés	Oesophagostomatii nés	Oesophagostomum	<i>Oe. columbianum</i>
<i>Oe. venulosum</i>					
Trichridés	Trichurinés	Trichuris	<i>T. ovis</i>	Colon	
			<i>T. globulosa</i>		

### 3- MORPHOLOGIE

#### a) - Parasites de la caillette :

La caillette peut être parasitée par les parasites appartenant aux genres *Haemonchus*, *Ostertagia*, *Trichostrongylus* qui appartiennent à l'Ordre des Strongylida et à la famille des *Trichostrongylidae*. [9]

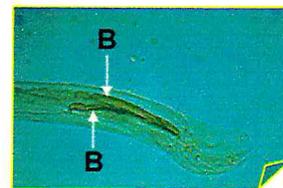
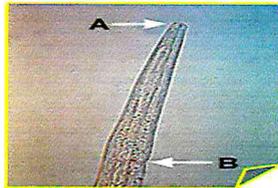
#### - Genre *Haemonchus* :

Les individus de ce genre sont caractérisés par leur relativement grande taille, la longueur est de 700 µm. L'existence d'une cavité buccale très rudimentaire avec une petite dent oesophagienne dorsale. L'extrémité antérieure des vers présente une paire de papilles cervicales proéminentes (figure4). L'extrémité postérieure : moyenne, pointue, décalé. [31]

Le mâle possède une bourse caudale large avec deux grands lobes latéraux et un petit lobe dorsal médian asymétrique situé à gauche soutenu par une côte en Y renversé (figure5).

Les spicules au nombre de deux (2) sont relativement courts. Le gubernaculum est présent.

Chez la femelle, l'orifice vulvaire est recouvert d'un prolongement cuticulaire linguiforme appelé languette supra-vulvaire ou clapet vulvaire. [45] ; [16]



**Figure 3:**Femelle *H. contortus* **Figure 4:** Région antérieure **Figure 5:** Bourse caudale

#### - Genre *Ostertagia* :

Il est rencontré fréquemment chez les animaux des régions tempérées.

Les espèces appartenant à ce genre sont des vers fins, de petites taille :700-850 µm [31]. Les vers sont reconnaissables par leur coloration brunâtre. La région antérieure présente un léger renflement avec des striations transversales.

Chez les mâles on note une bourse caudale possédant un lobe dorsal et un lobe ventral avec présence d'une membrane accessoire située antérieurement sur le coté dorsal. Les mâles possèdent deux (2) spicules divisés en deux ou trois branches à leur extrémité distale. Ces spicules sont minces et rectilignes. [11]

#### - Genre *Trichostrongylus* :

Les espèces de ce genre sont de petite taille:700 µm [31], très fines et sans capsules buccales. Le pore extérieur est habituellement situé ventralement dans une dépression de la partie antérieure du corps. La bourse caudale du mâle possède de longs lobes latéraux tandis que le lobe dorsal n'est pas bien défini. Les côtes latérales de la bourse caudale sont séparées (figure6). Les spicules courts et

trapus sont de couleur brune. Le gubernaculum est présent. Chez la femelle les deux utérus sont opposés. Elle est qualifiée d'amphidelphe. La vulve s'ouvre au milieu du corps. [45] ; [40]

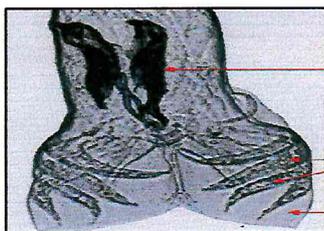


Figure 6: *Trichostrongylus* sp. (Bourse caudale d'un mâle)

b) - Parasites de l'intestin grêle :

- Genre *Trichostrongylus* :

Sa description a été faite ci-dessus.

- Genre *Cooperia* :

Les représentants de ce genre sont de petits vers de l'ordre de 5 à 9 mm de long sur 0,1 à 0,2 mm de large. Ils sont dépourvus de capsule buccale. L'extrémité antérieure de ces nématodes présente un léger renflement (ébauche de vésicule céphalique) (figure6) avec en arrière une zone de striations cuticulaires marquées. Les cuticules des mâles sont courtes et pourvus d'une expansion aliforme en région moyenne. La vulve, chez la femelle, est située un peu en arrière du milieu du corps. [47] ; [40]

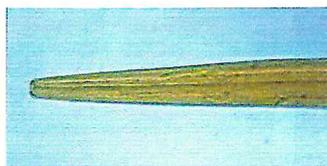


Figure 7: *Cooperia* sp (extrémité antérieure)

- Genre *Nematodirus* :

-Il comprend des Nématodes relativement longs :1000-1500 µm[29] à région antérieure filiforme avec un léger renflement céphalique (figure 8). Ils sont de coloration blanchâtre(figure 9), plus ou moins vrillés sur eux-mêmes et, de ce fait, souvent agglomérés en petites pelotes ce qui permet de les distinguer aisément. L'extrémité antérieure montre une petite vésicule céphalique et quelques striations cuticulaires marquées. La bourse caudale du mâle a des lobes latéraux allongés. Les spicules longs et filiformes sont reliés par leur extrémité distale et se terminent par une petite formation lancéolée caractéristique de chaque espèce.

-L'extrémité postérieure des femelles est tronquée et se termine par une pointe caudale. L'utérus est rempli d'oeufs très volumineux (140-260 µm x 75-90 µm) ovoïdes, à paroi claire, contenant une morula formée de 4 à 8 gros blastomères dont la présence permet de reconnaître facilement les femelles des *Nematodirus* sp. [40], [44]

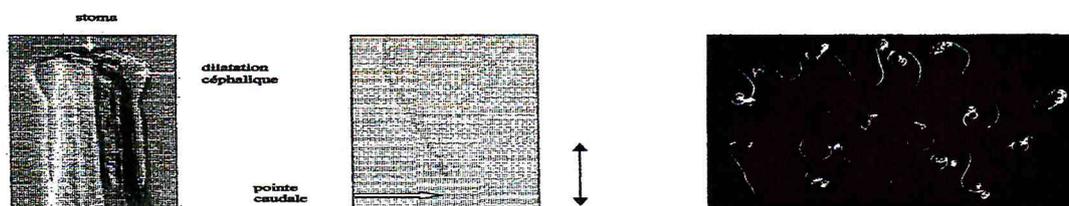


Figure 8: Nematodirus sp (Extrémité ant. et post femelle) Figure 9: Nematodirus sp (Femelle adulte)

- Genre *Bunostomum* :

Ce genre comprend des espèces ont une longueur de 550-570  $\mu\text{m}$  [31]. L'extrémité antérieure est recourbée dorsalement. La capsule buccale est moins large mais profonde. Cette capsule buccale présente au niveau de son bord antérieur, une paire de lames tranchantes ventrales. Au fond de la capsule buccale, il existe une paire de petites dents (lancettes) subventrales.

-Chez les mâles, on note la présence d'une bourse caudale à lobe dorsal asymétrique et très réduit par rapport aux deux lobes latéraux qui sont beaucoup plus développés. Les spicules sont égaux.

-Chez les femelles, la vulve s'ouvre un peu en avant du milieu du corps.

Ces parasites présentent des festons cuticulaires très marqués au niveau de la région antérieure. [40] ; [44]

- Genre *Gaigeria* :

Il comprend des vers de grandes tailles dont l'extrémité antérieure est également recourbée dorsalement (figure 10). La capsule buccale est infundibuliforme et présente au niveau de son bord antérieur une paire de lames tranchantes situées ventralement. Au fond de cette capsule buccale, on note une paire de petites dents subventrales et un cône dorsal. La région antérieure des parasites présente également des festons cuticulaires.

-Ce genre ressemble beaucoup à *Bunostomum*. Mais chez *Gaigeria*, il existe un petit tubercule sur chacune des deux (2) lancettes subventrales de la capsule buccale. Aussi, la bourse caudale chez le mâle présente un (1) lobe dorsal de grande taille et deux (2) petits lobes latéraux se rejoignant ventralement. Les spicules sont fins, égaux.

-Chez la femelle, la vulve s'ouvre un peu en avant du milieu du corps. [40] ; [44]

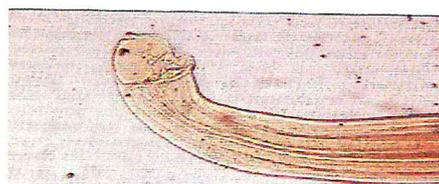


Figure10: *Gaigeria* sp (extrémité antérieure)

- Genre *Strongyloïdes* :

Une seule espèce parasite les ovins : *Strongyloides papillosus*. Les Anguillules sont des vers submicroscopiques de 3 à 8 mm de longueur pour 50 à 60  $\mu\text{m}$  de diamètre [31]. Les formes parasites sont parthénogénétiques et les oeufs rejetés à l'extérieur par leurs hôtes, donnent soit des larves

infestantes, soit des formes libres avec mâles et femelles de petite taille. La vulve est située dans la région moyenne du corps. Elles peuvent donner une génération parasite.

-Les adultes des formes parasites ont un organe génital femelle développé et un oesophage relativement long. [40]

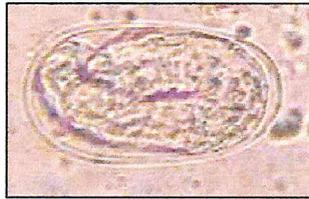


Figure11: Œuf de *Strongyloides sp.*

**c) - Parasites du gros intestin :**

**- Genre *Oesophagostomum* :**

Ce genre renferme des nématodes à capsule buccale cylindrique avec une couronne radiaire ou un coronule. ils mesurent au moyenne de 12 à 22 mm [31].

Les vers présentent ventralement un sillon cervical (à l'extrémité antérieure) au-dessus duquel on note une dilatation cuticulaire portant le nom de vésicule céphalique. L'extrémité antérieure présente également un bourrelet péristomique (figure 13) appelé encore anneau céphalique qui est séparé du sillon cervical par la vésicule céphalique. Généralement, il existe deux (2) coronules : un coronule interne et un externe. Toutefois, l'un des deux peut être absent.

- Les mâles ont des spicules égaux. Le gubernaculum est présent.

- L'extrémité postérieure des femelles est terminée en pointe et présente l'orifice vulvaire situé un peu en avant de l'anus. [40] ; [44]

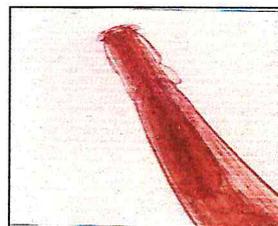
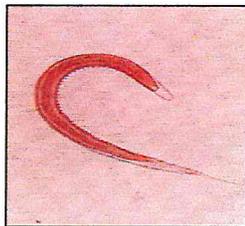


Figure12: *Oesophagostomum sp.* larve L3    Figure13: *Oesophagostomum sp.* Extrémité ant

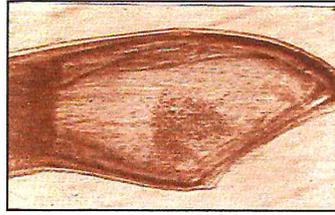
**- Genre *Chabertia* :**

Les vers adultes mesurent de 13 à 20 mm [31].

Ce genre renferme des vers à capsule buccale globuleuse et présente une vésicule céphalique très peu développée (figure14). L'orifice buccal est dirigé vers la face ventrale.

-La bourse caudale du mâle ressemble à celle de *Oesophagostomum spp* et les spicules égaux sont fins. Le gubernaculum est présent.

-Chez la femelle la vulve s'ouvre au voisinage de l'anus. [44]



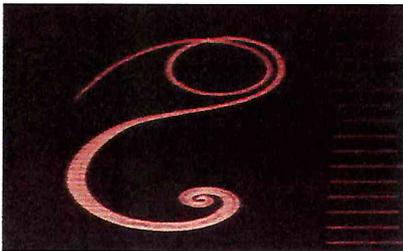
**Figure14:** *Chabertia ovina* (extrémité antérieure)

- Genre *Trichuris* :

Les espèces appartenant à ce genre ont une longueur de 3.5 cm, de couleur blanc-rosée.

Le corps est divisé en deux parties (figure 15) : une partie antérieure très mince, 1,5 à 2 fois plus longue que la partie postérieure qui est plus épaisse et courte [31], plus ou moins rectiligne ou légèrement recourbée chez les femelles.

-Chez les mâles cette partie postérieure est enroulée en spirale (figure 15). Ils possèdent un long spicule rétractable dans une gaine en partie épineuse. [11]



**Figure15:** *Trichuris sp* (ver adulte)

#### 4 -Biologie : Cycle de développement :

Le cycle de développement ou cycle évolutif des nématodes, passe par cinq (5) stades larvaires successifs séparés par quatre mues.

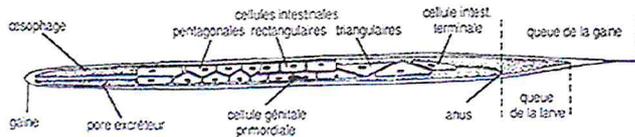
Le cycle de développement des nématodes des ruminants en milieu tropical est généralement monoxène et comporte deux phases, à savoir une phase exogène et une phase endogène.

##### a) - Phase exogène :

Elle débute par l'expulsion d'oeufs fécondés dans le milieu extérieur avec les matières fécales [21]. Si les conditions de température, d'humidité et d'oxydation sont favorables, l'oeuf éclot et libère une larve de premier stade L1. Après quelques heures, cette larve L1 se débarrasse de sa cuticule et devient une larve de deuxième stade (L2). Cette larve (L2) à son tour subit une mue qui la fait passer au stade de larve infestante (L3) contenue en général dans l'exuvie de la (L2).

La température, l'humidité et l'oxydation conditionnent l'épidémiologie des nématodoses car elles sont responsables de l'abondance des (L3) infestantes (figure 16) dans les pâturages. En effet, l'éclosion des oeufs demande des conditions de température variant entre 6°C et 36°C avec une

température optimale de 30°C. Par exemple chez *Haemonchus contortus*, aucun développement n'a lieu en dessous de (+9°C), mais dans les conditions optimales (22°C-26°C), une semaine seulement est nécessaire. Cette espèce est adaptée aux climats chauds [10] ; [40]. Les températures supérieures à 40°C sont néfastes à la survie des larves (L3). L'optimum d'humidité relative est de 70 à 75 %. C'est ainsi que les nématodes du genre *Bunostomum* évoluent dans une hygrométrie de 40% et une température supérieure à 15% [11]. Cependant, chez les nématodes les genres *Trichuris* et *Strongyloides*, la phase exogène est différente.



**Figure16:** Schéma de la morphologie d'une larve L3

- Chez les *Trichuris* spp, le développement larvaire dans le milieu extérieur s'effectue à l'intérieur de l'oeuf en trois semaines si les conditions sont satisfaisantes. Ce développement peut être retardé dans les milieux à température variant entre 6°C et 20°C. [40]

- Chez les *Strongyloides* spp, le cycle évolutif est complexe. Si ce cycle ne nécessite pas le passage par un hôte intermédiaire, il doit se réaliser dans des biotopes particuliers tels que la vase humide recouverte d'une petite couche d'eau stagnante. Les oeufs renfermant les (L1), les rhabditoïdes éliminés par les excréments éclosent et libèrent ces larves qui se transforment en individus sexués mâles et femelles. Ces petits vers libres s'accouplent pour donner des oeufs dans le milieu ambiant. A partir de ces oeufs, peuvent naître soit des individus sexués qui recommencent le cycle en milieu extérieur ; soit des larves parthénogénétiques qui disparaîtront au bout d'un certain temps ou infesteront un ruminant par voie orale ou par voie transcutanée. Arrivées dans l'intestin de l'hôte, elles se transformeront en femelles parthénogénétiques. La survie des larves infestantes dans le milieu extérieur dépend des espèces. Chez *Haemonchus contortus*, les larves sont résistantes mais elles ne survivent pas au gel et à la sécheresse prolongée. Les larves des *Ostertagia* spp ont une grande résistance au froid. Les larves infestantes de *Trichostrongylus* spp sont également résistantes au froid. Quant aux formes infestantes des *Cooperia* spp, elles sont peu résistantes au froid et à la dessiccation. Chez les *Nématodirus* spp, les larves (L1), (L2), (L3), se forment à l'intérieur de l'oeuf et la résistance au froid et à la dessiccation est de ce fait très grande. La persistance sur les pâturages est de une à deux années [40] ; [11]. Les oeufs infestants des *Trichuris* spp peuvent rester viables pendant plusieurs années [40]. En général, bien qu'enveloppées dans une dépouille exuviale, les larves (L3) sont douées d'une grande mobilité et sont capables de se déplacer à la surface du sol ou sur des végétaux. Les mouvements s'effectuent dans le sens transversal.

Les déplacements verticaux sont orientés par divers tropismes :

- Hygrotropisme positif qui pousse les larves à chercher les zones humides ;
- Phototropisme négatif qui leur fait fuir une trop vive lumière ;
- Géotropisme qui les pousse à s'élever au dessus du sol.

La combinaison de ces divers tropismes fait que les larves infestantes occupent, au cours du nyctémère, des parcs contaminés. Avant neuf (9) heures et après dix huit (18) heures, on en trouve beaucoup plus sur les végétaux qu'à la surface du sol car leur géotropisme négatif et leur hygrotropisme positif ne sont pas contrariés après l'ensoleillement. Au contraire, aux heures où la lumière est très vive et qui coïncident avec la disparition de la rosée sur les plantes, les larves (L3) sont surtout abondantes à la surface du sol et à la base des végétaux. De nombreux facteurs peuvent modifier ces mouvements verticaux :

- Etiologie des parasites eux-mêmes : les *Nématodirus* spp recherchent surtout les parties inférieures des plantes.

- Sensibilité à la chaleur : bien que la température optimale pour le développement larvaire soit relativement élevée (22°C-26°C), l'activité maximale des larves L3 ne s'exerce pas toujours à des températures aussi hautes. Les larves de *Haemonchus contortus* sont particulièrement actives aux périodes chaudes. Dans toutes les espèces, les larves (L3) se rassemblent à la base des plantes ;

- Facteurs extrinsèques tels que la nature de la végétation.

Les déplacements transversaux sont plus limités : 5 à 7 cm pour *Haemonchus contortus*; 20 cm pour *Cooperia* spp. Les mouvements des larves (L3) sont préjudiciables à la survie de ces dernières qui sont incapables de se nourrir dans le milieu extérieur et ne vivent que de réserves faites par les larves du deuxième stade. Lorsque ces réserves s'épuisent, les larves (L3) meurent. [20]

#### **b) - Phase endogène :**

Elle correspond au développement des vers dans l'hôte définitif après infestation par la larve (L3). Cette phase diffère d'une espèce à l'autre. D'une manière générale on distingue deux formes principales d'évolution des larves chez leurs hôtes définitifs : l'évolution directe et l'évolution indirecte. Mais chez certaines espèces le développement larvaire peut être momentanément arrêté. [24]

**b-1 - Evolution directe :** Cette forme d'évolution intéresse les *Trichostrongylidae*, les *Trichuridae* et les *Oxyuridae*. L'infestation se fait toujours par voie buccale et de façon passive. Les migrations des larves dans l'hôte sont de faible amplitude et n'intéressent que la muqueuse digestive. La larve (L4) une fois formée, regagne la lumière du tube digestif où elle se transforme en (L5) puis en adulte. Ces adultes se localisent au niveau de la caillette (*Haemonchus*, *Trichostrongylus*), de l'intestin grêle (*Trichostrongylus*, *Nématodirus*, *Cooperia*) et du gros intestin (*Trichuris*).

**b-2 Evolution indirecte :**

Dans ce type d'évolution la larve effectue une migration de grande amplitude dans l'hôte définitif. Dans la famille des *Ankylostomatidae*, les genres *Gaigeria* et *Bunostomum* suivent ce type d'évolution. L'infestation se fait par voie buccale mais surtout par voie transcutanée. Les larves migrent par voie sanguine et atteignent les poumons où elles se transforment en larves (L4), celles-ci se déplacent en remontant dans la trachée puis redescendent dans l'oesophage puis dans l'intestin où elles se transforment en (L5) puis en adultes.

Dans la famille des *Rhabditidae*, le genre *Strongyloides* suit un cycle presque identique (figure 18). Mais ici, seules les femelles parthénogénétiques sont présentes dans l'intestin grêle et se localisent dans les galeries creusées dans l'épithélium et la sous-muqueuse de la région duodénale. Toutefois on note chez ce genre une possibilité de lacto-transmission. En effet, au cours de l'infestation d'une brebis, un certain nombre de (L3) peuvent être stockées dans le tissu adipeux surtout en région périmammaire et au moment de la mise bas, ces larves sont remobilisées et apparaissent dans le colostrum et dans le lait [11]. Chez les jeunes ainsi infestés, les migrations larvaires sont de nouveau nécessaires.

Dans la famille des *Trichostrongylidae* (*Haemonchus* spp. *Trichostrongylus* spp.), l'infestation se fait toujours par voie buccale passive. Les migrations des larves sont de faibles amplitudes et n'intéressent que la muqueuse digestive. La larve (L4) une fois formée, regagne la lumière du tube digestif où elle se transforme en ver adulte. Cette évolution endogène dure en moyenne trois (3) semaines. La larve (L4) peut arrêter son développement au niveau de la muqueuse réalisant ainsi un phénomène d'hypobiose. [10] ; [11]

Dans la famille des *Strongylidae* (*Oesophagostomum* spp.), une fois intégrées par leur hôte, les larves infestantes gagnent l'intestin grêle et plus rarement le gros intestin. Elles s'y enfoncent dans la sous-muqueuse. Il se forme aux points de pénétration de petits kystes à paroi transparente où se produit la mue de la (L3) en (L4). Ces larves gagnent la lumière du gros intestin pour s'y transformer en (L5) et en adultes. Le développement endogène relativement court en saison de pluie, peut considérablement s'allonger à la suite de réinfestation de fin d'hivernage. [24]

**Arrêt du développement larvaire :**

Certains nématodes peuvent, lorsqu'ils sont au stade larvaire (L4) ou (L5) dans l'appareil digestif de leur hôte subir, des arrêts de croissance plus ou moins longs. Ce phénomène a été décrit chez *Ostertagia* spp, *Nematodirus* spp, *Chabertia ovina*, *Haemonchus contortus*, *Cooperia oncophora* et *Cooperia pectinata*.

Dans les régions sèches, ce phénomène est bien marqué. Les populations de nématodes adultes disparaissent et sont remplacées par des populations de larves inhibées au stade (L4). Celles-ci

reprennent leur activité les derniers jours de la saison sèche ou dès les premières pluies et se transforment en parasites adultes. [24]

L'étiologie exacte de l'inhibition des larves de nématodes est obscure, mais des spéculations considérables sur son mécanisme existent. Les phénomènes immunitaires dont les mécanismes ne sont pas encore connus avec précision, peuvent intervenir pour moduler les populations d'helminthes contribuant à assurer la pérennité des infestations. Ainsi les nématodes du genre *Oesophagostomum* ont un cycle évolutif particulier. Les facteurs climatiques et environnementaux peuvent être plus importants. Il est en effet possible d'induire l'inhibition du développement des larves (L4) en leur faisant subir diverses conditions de stockage (dessiccation, chaleur) avant de les inoculer aux animaux susceptibles de les héberger ; ce qui démontre que les conditions de l'environnement influencent le métabolisme des étapes de la vie libre .

L'action négative du climat est en quelque sorte compensée par une réaction de défense des nématodes. Il est intéressant de remarquer que dans les régions humides, les larves infestantes survivent plus longtemps que dans le milieu extérieur [24].

On constate parallèlement que le phénomène d'hypobiose décrit plus loin est beaucoup moins marqué. Il semble évident que la dessiccation puisse être le facteur déterminant dans l'hypobiose des *Trichostrongylidae* et des *Oesophagostomum* spp. [1]

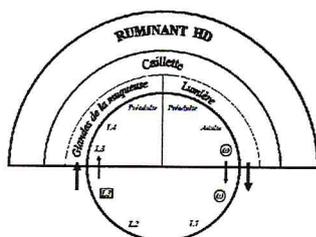


Figure17: Cycle évolutif de *O. ostertagi*

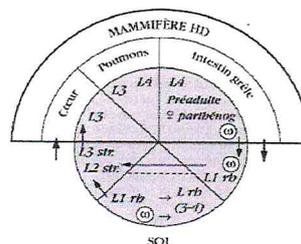


Figure18: Cycle évolutif de *Strongyloides* sp

## 5- Pathogénie

### a) - Mécanismes physiopathologiques :

Les baisses de production et les symptômes observés chez les animaux parasités s'expliquent par des perturbations de la physiologie digestive. Les principaux processus pathologiques impliqués ont été largement décrits. A l'inverse, les mécanismes pathogéniques à la base de ces perturbations restent mal identifiés.

### b) - Effets sur la physiologie digestive

#### - Diminution de l'ingestion :

Les infestations par les nématodes gastro-intestinaux s'accompagnent généralement d'une baisse d'appétit. Dans le cas d'infestation massive, cette perte d'appétit peut aller jusqu'à une anorexie quasi-totale. [26] ; [29] ; [44]

- Mal-digestion et malabsorption :

Les nématodes présents dans les différents organes du tube digestif causent des lésions au niveau des épithéliums. Au niveau de l'abomasum, la présence des vers est associée à des modifications des glandes gastriques et à une réduction de la densité de cellules différenciées, en particulier les cellules à HCl. Dans l'intestin, une abrasion des villosités et une altération sévère des anthérocytes sont les principales lésions décrites. Ces modifications structurales ont d'importantes répercussions fonctionnelles, en particulier des conséquences sur la digestion des aliments et l'absorption des nutriments dans les différents organes digestifs. Le parasitisme GI induit une augmentation du pH gastrique entraînant une moindre efficacité de la pepsine et une profonde déplétion des activités enzymatiques intestinales. De plus, il est également à l'origine d'une l'altération de la perméabilité des épithéliums Enfin, des perturbations du péristaltisme réduisant le temps de contact du chyme avec les muqueuses ont aussi été signalées. La conjonction de ces phénomènes affectant les structures et les fonctions digestives est à l'origine d'une mal digestion des aliments et d'une malabsorption des nutriments. [27]

- Modification et réorientation des métabolismes :

Les effets du parasitisme GI sur l'appétit et la digestion sont amplifiés par une réorientation des métabolismes [27]. Le résultat global des réductions d'ingestion et d'absorption est une diminution des apports nutritionnels. En parallèle, la présence des vers augmente les besoins nutritionnels de l'hôte pour maintenir l'homéostasie sanguine et l'intégrité des épithéliums digestifs et développer une réponse immunitaire [24] ; [28]. Il en résulte une réquisition des nutriments, en particulier les protéines, vers les sites endommagés par les vers au détriment des sites habituels de synthèse (mamelle, follicule pileux, muscle), ce qui accroît les pertes de production. Une forte perturbation du métabolisme protéique découle alors du parasitisme par les nématodes GIs. De même, [28] ont suggéré que les métabolismes du phosphore, du calcium et du fer sont modifiés par la présence des vers [24] ; [27] ; [28].

**c) - Mécanismes pathogéniques**

- Action mécanique :

Les lésions des muqueuses digestives sont dues en partie à un effet mécanique des nématodes lors de la fixation des nématodes aux épithéliums, les vers pouvant dissocier ou endommager les tissus digestifs de l'hôte à l'aide de structures anatomiques spécialisées [23]. Certaines espèces des Strongylidae (*Chabertia ovina* par exemple) présentent une capsule buccale développée équipée de dents qui leur permettraient de se fixer aux épithéliums digestifs [20] ; [45]. Chez les Trichostrongyloidea, la capsule buccale est réduite et seule l'espèce hématophage *Haemonchus*

contortus présente une néoformation dentale. Toutefois, pour les espèces intestinales, telles *Trichostrongylus* spp., un effet abrasif de la cuticule du vers sur les cellules absorbantes a été suggéré. [17] ; [26]

- Action spoliatrice :

Selon leur mode de nutrition les parasites Gis prélèvent chez l'hôte : du sang : 400 adultes d'*Haemonchus* spp peuvent ainsi absorber jusqu'à 60 millilitres de sang par jour (11)

du chyme et de mucus : dans le cas de parasites chymivores ( tel que les adultes d'*Oesophagostomum* ) des tissus de l'hôte : s'ils sont histophages comme *Chabertia*. [26]

- Action des produits d'excrétion-sécrétion :

La majorité des nématodes GIs libèrent dans leur environnement des produits d'excrétion-sécrétion (E/S) de nature biochimique variée, en particulier des protéines dont certaines présentent une activité enzymatique (protéase, acétylcholinestérases) [27]. Le rôle de ces produits E/S reste mal connu, mais leur intervention dans l'installation des L3s, le développement, la nutrition et la reproduction des vers chez l'hôte est largement suspecté. Certaines des molécules libérées sont ainsi toxiques pour les cellules de l'hôte et contribueraient à la genèse des perturbations pathophysiologiques.[20] ;[26]

Tube Digestif	Espèces
<i>Caillette</i>	<i>Haemonchus contortus</i> <i>Teladorsagia circumcincta</i> <i>Trichostrongylus axei</i>
<i>Intestin grêle</i>	<i>Bunostomum</i> sp. <i>Cooperia</i> sp. <i>Nematodirus battus</i> <i>Trichostrongylus</i> sp. <i>Strongyloides papillosus</i>
Gros intestin	<i>Chabertia ovina</i> <i>Oesophagostomum</i> sp. <i>Trichuris ovis</i>

**Tableau 2 :** Localisation des nématodes gastro-intestinaux d'ovins [20].

## 6- Etude Anatomoclinique des Nématodoses gastro-intestinales

### 6.1 - Symptômes

L'incubation dure en moyenne 4 à 5 semaines mais elle peut varier selon l'importance de l'infestation. Les signes cliniques sont classés en 2 grands syndromes [11] :

**a) - Syndrome digestif :** (le plus fréquent) : il se traduit par :

- Diarrhée profuse, très liquide, souillant la queue et le train postérieur de l'animal
- Appétit est irrégulière. Si l'animal mange, il ne profite pas
- Anorexie
- Pica chez certains animaux.
- Soif est très augmenté

**b) - Syndrome anémique:** du aux parasites hématophages (surtout *Haemonchus sp*).

Les signes cliniques se traduisent par :

- Mauvais état général, apathie
- Muqueuses sont décolorées
- Œdème sous glossien ou signe de l'hypo protéinémie : « *Signe de la bouteille* » (Photo 1)
- Anémie microcytaire hypochrome.



**Photo 1:** Œdème sous glossien « *Signe de la bouteille* »

L'évolution chronique sub-clinique concerne surtout les adultes et se traduit par :

- Mauvais état général
- Asthénie
- Poils ternes et piqués
- Amaigrissement associé à une baisse de l'appétit
- Certains animaux peuvent présenter des troubles de la fécondité.
- Retard de croissance
- Chute de production laitière. [12]

## 6.2 - Lésions

**a) - Au niveau de la caillette :**

- Le genre *Haemonchus* à l'état larvaire exerce une action traumatique. L'extrémité antérieure de la larve pénètre dans la muqueuse au niveau des glandes gastriques, ce qui provoque une dilatation, une hypertrophie de la muqueuse et entraîne la formation de petits points blancs en saillie à la surface. Les larves histotrophiques occasionnent une **gastrite aiguë catarrhale** ou **hémorragique** (Tableau 3 ) associée à une destruction de glandes gastriques et une modification du pH de la caillette . [26]

- Les *Trichostrongylus* spp s'enfoncent dans l'épaisseur de la paroi digestive et exercent une action mécanique et traumatique. Ceci est particulièrement marqué avec *T. axei* qui occasionne une **érosion de la muqueuse abomasale**, entraînant une inflammation de la caillette et de l'intestin grêle. On observe une gastrite aiguë catarrhale avec congestion exsudative, infiltration de la muqueuse par des monocytes et des éosinophiles. Ces lésions peuvent être diffuses et sont surtout marquées à la base des plis de la caillette. [10]

**b) - Au niveau de l'intestin grêle :**

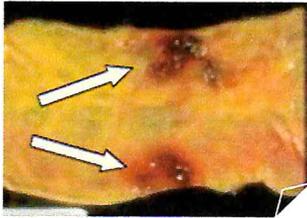
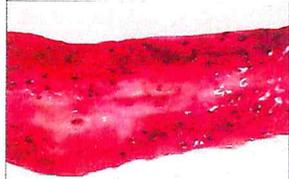
- Les parasites localisés dans l'intestin grêle provoquent le plus souvent des lésions inflammatoires, oedémateuses et exsudatives. Ce sont **des entérites** le plus souvent chroniques. Le rôle le plus important revient aux *Gaigeria* spp qui, au cours de la migration des larves (L4), provoquent des foyers hémorragiques accompagnés d'une forte congestion au niveau du duodénum. Les vers immatures et adultes se fixent sur la muqueuse duodénale à l'aide de leur capsule buccale. Ils sont hématophages et les quantités de sang ponctionnées sont souvent importantes. Ils se déplacent et aux points où ils viennent de quitter, coulent de petites gouttes de sang.

- Les Strongyloïdes entraînent des lésions d'entérite aiguë qui peuvent être quelque fois hémorragiques. Elles sont dues à l'action térébrante des femelles parthénogénétiques qui s'enfoncent dans l'épaisseur de l'épithélium. Il en résulte des brèches servant de portes d'entrée à diverses infections bactériennes ou autres comme les coccidies [24].

**c) - Au niveau du gros intestin :**

- Ici, les *Oesophagostomum* spp occupent la place la plus importante. Les adultes ont une action pathogène négligeable. Les larves (L4) par contre déterminent des actions très caractéristiques [37]. Ces lésions sont provoquées par la pénétration des larves dans la sous muqueuse cœcale où elles demeurent un temps plus ou moins long. Les larves se développent comme de véritables corps étrangers et la réaction de l'hôte se traduit par la formation de **nodules** (Tableau 3). Au début, les nodules sont de petite taille, leur diamètre est inférieur à 1mm. Ils ne déforment pas la muqueuse intestinale. Ils sont noirs et à la coupe on trouve une larve dans un magma hémorragique. Après plusieurs semaines d'évolution, ils sont toujours noirs mais leur diamètre atteint 2 à 3 mm et ils déforment la muqueuse intestinale. A la coupe, on trouve une larve au sein d'un magma blanchâtre. Les nodules très anciens sont généralement percés au centre et ne contiennent généralement plus de larves. Leur diamètre atteint 4 à 5 mm. Ils sont blanchâtres et contiennent un magma caséux. Ces lésions nodulaires s'abcèdent fréquemment par suite de complications bactériennes.

- Les adultes des nématodes du genre *Trichuris* fixés dans le cæcum avec une grande partie de leur extrémité antérieure enfoncée dans la muqueuse sont hématophages. Les lésions siégeant surtout au sein du cæcum sont celles d'une **typhlite** parfois hémorragique . [10]

 <p>Strongyloses intestinale</p>	 <p>Oesophagostomose</p>	 <p>Oesophagostomose : lésion nodulaires</p>
 <p>Haemonchose ovine, lésion hémorragique abomasale</p>	 <p>Lésion de trichurose</p>	 <p>Lésion de gastrite à Ostertagia</p>
 <p>Ostertagiose abomasale</p>	 <p>Gastrite nodulaire</p>	 <p>Oesophagostomose</p>

**Tableau 3:** Récapitulatif des principales lésions de Strongyles gastro-intestinales.

**CHAPITRE 2 :**  
**PLATHELMINTHES**

**1 -TAXONOMIE :**

Ce sont des vers plats. Les deux(2) principales classes sont ;

\* Trématodes au corps non segmenté

\* Cestodes au corps segmenté

Ce sont en général des parasites hermaphrodites à l'exception des schistosomes.

**1.1 - Cestodes :**

Ordre des *Cyclophyloidea*

Famille des Anoplocéphalidés

Sous-famille Anoplocéphalinés

Genre *Moniezia* : *Moniezia expansa*

Genre *Stilesia* : *Stilesia globipunctata*

Genre *Avitellina* : *Avitellina centripunctata*

**1.2 - Trématodes :**

Les parasites intéressants les ovins sont regroupés en trois (3) super-familles ;

a) - Super-famille des *Fascioloïdea*

Elle appartient à l'ordre des distomes et deux(2) familles la composent :

- Dicrocoelidés

Ce sont des parasites de très petite taille (1cm environ) dont l'espèce commune aux ovins est *Dicrocoelium lanceolatum* (petite douve). Celle-ci n'a jamais été décrite au Maghreb !

- Fasciolidés

Avec une espèce commune en Algérie : *Fasciola hepatica*

b) - Super-famille des *paramphistomoidea*

Une espèce a de l'intérêt en Algérie : *Paramphistomum cervi*.

c) - Super-famille des *Schistosomoïdea*

Elle appartient à l'ordre des Schistomatidés

\*\*\*Famille des Schistomtidés

*Schistosoma japonicum*. [31]

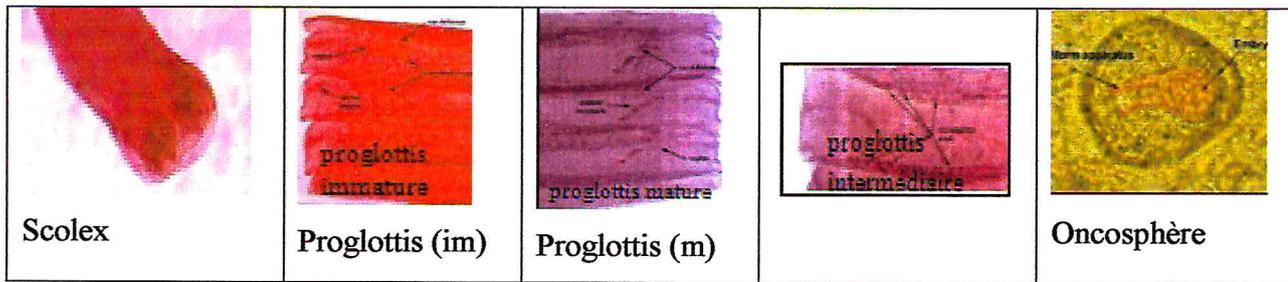


Tableau 5 : Détails morphologique d'un cestode.

2.1.2 - Biologie :

a) Habitat et Nutrition

Le cestode adulte vit dans le tube digestif de l'hôte définitif (HD) et s'y nourrit par pinocytose qui permet l'absorption, à travers son tégument, d'éléments nutritifs prélevés dans le tube digestif [31] .

\*Cycle de développement :

Le cycle de ces ténias exige un hôte intermédiaire (petit acarien vivant dans les prairies) et c'est pendant la période d'activité de ces acariens (entre mai et juillet) que les agneaux seront infestés [7] .

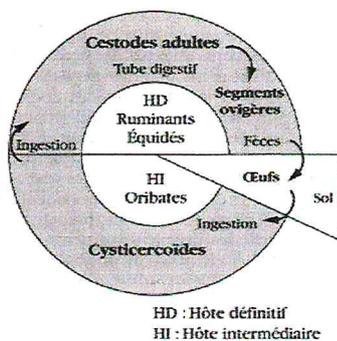


Figure 47 = Cycle évolutif des Anoplocephalidés.



Figure 19: Hôte définitif (HD) = Bétail

Figure 20: Hôte intermédiaire (H) = Oribate

2.1.3 - Pathogénie:

Un rôle mécanique du au volume important que ces parasites représentent dans l'intestin, pouvant entraîner obstruction et modification de la motricité intestinale. Une action probable des produits d'excrétion et sécrétion des vers sur la motricité intestinale [6].

Une malabsorption de divers nutriments comme le suggèrent des expérimentations chez l'agneau infesté par *M. expansa* [22] ou une moindre résistance des globules rouges à l'hémolyse lors de moniézirose ovine. [2]

### 2.1.4 - Symptômes et Lésions

#### a) - Symptômes :

La plupart des infestations sont inapparentes, cependant, chez des agneaux très infestés, diverses manifestations cliniques ont été décrites :

- Troubles de la rumination, diarrhée, constipation, troubles nerveux avec démarche ébrieuse, tremblements voire convulsions et phénomènes toxémiques aigus. Ce parasitisme aurait un retentissement sur l'état général, entraînant anémie, hypoglycémie, amaigrissement avec ralentissement de la croissance et du gain pondéral et perte du rendement en laine.

En fait, ces manifestations cliniques constatées sur le terrain semblent exceptionnelles, parfois sujettes à caution de par la concomitance d'autres affections (polyparasitisme par exemple), et difficiles à reproduire expérimentalement. [19]

#### b) - Lésions

On constate une inflammation et des ponctuations hémorragiques aux points de fixation des vers sur l'intestin. Le parasitisme de *Stilesia globipunctata* se traduit parfois par un œdème marqué de la muqueuse et de la sous-muqueuse intestinale, une hyperplasie du tissu glandulaire et formation de nodules. [30]

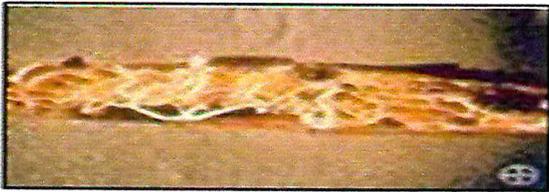


Figure 21: *Moniezia sp.* dans l'intestin

## 2.2 - TREMATODES

### 2.2-1-Morphologie :

Tous les amphistomes parasites du bétail sont caractérisés par un corps conique pourvu d'une ventouse aux deux extrémités : la ventouse antérieure est percée par l'orifice buccal et la ventouse postérieure, non percée, est l'acetabulum. A l'instar de tous les trématodes, les paramphistomes sont hermaphrodites. On distingue essentiellement 4 familles regroupant la grande majorité des genres. Les familles des paramphistomatidés, des gastrothylacidés et des cladorchiidés regroupent des vers ayant le corps globuleux de forme conique, en (grain de café). La famille des gastrodiscidés représente des vers au corps divisé en deux parties, l'une d'elles, soit l'antérieure soit la postérieure selon l'espèce, étant nettement élargie. [31]

### **2.2.2- Biologie des amphistomes**

#### **\* Habitat et nutrition**

L'habitat est essentiellement le rumen, plus rarement le réseau ou la gouttière œsophagienne.

Les trématodes sont fixés par leur ventouse postérieure à un fragment de tissu épithélial et se nourrissent en absorbant le contenu digestif. [24]

#### **\* Cycle de développement**

Le cycle évolutif est de type hétéroxène car il nécessite l'intervention d'un hôte intermédiaire obligatoire, un mollusque gastéropode basommatophore d'eau douce. [27]

### **2.2-3-Pathogénie:**

#### **a) - Actions pathogènes des immatures :**

L'action traumatique est provoquée par la ventouse postérieure puis par le mouvement térébrant de tout le corps, qui s'enfonce dans la muqueuse jusqu'à la musculuse. Les cellules épithéliales sont désorganisées et dégénérées, d'où l'érosion des villosités et la déficience d'absorption des nutriments. La disparition des jonctions membranaires intercellulaires rend la paroi perméable aux macromolécules, d'où la fuite des protéines plasmatiques dans la lumière du tube digestif.

L'action antigénique provoque une hypersécrétion de mucus et une infiltration éosinophilique dans la paroi qui entraîne à son tour une réaction inflammatoire locale aiguë par la libération des substances vaso-actives des granulocytes. L'inflammation est le point de départ de perturbations électrolytique et osmotiques entraînant la diarrhée.

Les manifestations pathologiques sont liées en général au nombre de métacercaires infestantes. Il faut plusieurs milliers pour observer des symptômes graves entraînant la mort. Cependant, certaines expériences d'infestation artificielle conduites avec 3 000 à 25 000 métacercaires n'ont abouti à aucun troubles chez des veaux. Cependant, si ces valeurs sont habituellement retrouvées dans les infestations naturelles des animaux adultes, un nombre plus faible entraîne des symptômes graves et des mortalités chez les animaux jeunes ou en état de dénutrition. Dans un autre essai, 2 000 métacercaires ont suffi pour tuer un mouton. [24]

#### **b) - Actions pathogènes des adultes :**

La fixation des amphistomes adultes est susceptible d'entraîner une fragilisation de la muqueuse du rumen ou de l'intestin par l'étranglement et la nécrose du fragment englobé dans la ventouse postérieure, suivis par l'érosion superficielle occasionnant parfois une rupture vasculaire, d'où l'absorption possible de sang qui expliquerait la coloration rosée persistante de certains vers. [31]

**2.2-4 -Symptômes et lésions :****a) - Symptômes :**

Une forme aiguë est cependant possible chez les jeunes animaux lors d'une infestation massive ou lorsqu'ils sont entretenus dans de mauvaises conditions [32]. Les signes les plus graves sont observés pendant la phase de migration rétrograde des immatures dans la sous muqueuse intestinale : l'animal est apathique, l'appétit est diminué, allant jusqu'à l'anorexie totale. Il boit fréquemment de petites quantités d'eau. Une diarrhée profuse s'installe. La mort est possible en quelques jours.

Une Forme sub-aiguë, due en général à des infestations massives chez des animaux plus âgés, on constate un affaiblissement important, de l'anémie, de l'amaigrissement voire de l'étéisie. Au bout de 3 à 4 mois d'évolution, des œdèmes deviennent visibles dans les régions déclives, tel le « singe de la bouteille » sous mandibules. [27]

**Lésions**Lésions générales :

Selon la durée de l'évolution, la carcasse est normale ou, au contraire, paraît très amaigrie : avec ascite, hydrothorax et, hydropéricarde [10]. Les lésions observées pendant l'évolution des vers immatures siègent principalement dans le duodénum, une partie du jéjunum et parfois de la caillette. Il s'agit d'une entérite et une gastrite catarrhales avec paroi oedématiée et congestionnée. De nombreuses érosions et des pétéchies entourées d'une plage nécrotique sont disséminées. Dans les cas graves, des lésions hémorragiques sont retrouvées également dans le colon et le caecum. Les glandes digestives sont desquamées et remplacées par un revêtement indifférencié et la paroi est infiltrée de cellules inflammatoires éosinophiles et lymphocytaires.

Les lésions dues aux vers adultes sièges dans le rumen et le réseau : les amphistomes sont fixés formant des bouquets près des piliers du rumen. Les papilles ruminales sont nécrosées et atrophiées et par endroit, à leur place apparaissent des formations bourgeonnantes de 1 mm de diamètre. Histologiquement, la couche cornée est parfois détruite.

L'épithélium est plat continu, parfois hypertrophié et le corps papillaire est fortement ramifié et infiltré de cellules éosinophiles. [18] ; [38] ; [39]

**CHAPITRE 3 :**  
**DIAGNOSTIC DIRECT**

Le diagnostic direct des parasitoses, surtout des helminthoses, sur l'animal mort consiste à la mise en évidence et à l'identification des parasites en cause dans les divers viscères, tissus ou cavités de l'organisme. Les buts du diagnostic sont multiples:

- Diagnostic anatomo-clinique : confirmation d'un diagnostic clinique porté sur l'animal malade ou recherche des causes de la mort ;
- Diagnostic d'une maladie frappant un effectif d'animaux : sacrifice d'un animal gravement atteint et l'autopsie consécutive permettront de préciser la cause de la maladie, le cas échéant, l'identification des parasites ;
- Etudes épizootologiques: recherches de la faune parasitaires d'une certaine région ;
- Etudes thérapeutiques : contrôle de l'efficacité de médicaments antiparasitaires.

Ce diagnostic exige donc les actions suivantes :

- 1-Exécution de l'autopsie
- 2- Préparation des parasites en vue de leur examen détaillé
- 3- Identification des parasites. [42]

#### 1- EXECUTION DE L'AUTOPSIE AU LABORATOIRE [41] ;[ 42]

Dans tous les cas il est nécessaire de réaliser l'autopsie le plus rapidement après la mort ou le sacrifice des animaux, afin d'éviter les altérations post-mortem des parasites, dont certains sont très délicats. Cette règle doit être réalisée pour les helminthes de la partie sécrétrice du tube digestif, qui après leur mort dans l'estomac ou l'intestin grêle de l'animal peuvent être lysés par les enzymes gastrique ou intestinaux. Toutefois, le stockage du cadavre à -5 c° permet de réaliser l'autopsie sans les inconvénients sérieux.

##### 1.1 - Matériel nécessaire :

Ce matériel est composé de :

Bistouris, couteaux, ciseaux droits et courbes, pinces aiguilles lancéolées, aiguilles à manche fine et allongée tamis métalliques ou plastique à mailles de 50 à 1000 µm, béciers à 1000 ml, boîtes de pétri, flacons de diverses dimensions de 30 à 300 ml cuves plates à fond noir ou cuves plates en verre qu'on utilisera sur le fond noir (papier ou toile cirés noir) gants et tablier en plastique, sérum physiologique et solution légèrement javellisée.

## **1.2 – Technique :**

L'autopsie des animaux se réalise habituellement dans des locaux spéciaux, les grands animaux étant accrochés par les pieds sur les crocs, la tête en position inférieure. Exécuter l'autopsie sur les autres locaux est difficile et de vue épizootologique dangereux. L'autopsie des autres animaux (veaux, petits ruminants, chiens, chats, lapins, oiseaux) peut être réalisée au laboratoire (salle d'autopsie pourvue d'une table spéciale, facilement lavable.)

## **1.3 -Examen des différentes portions digestives :**

### **1.3.1 - Caillette**

L'organe est incisé sur toute sa longueur, et son contenu versé dans un seau pour être tamisé avec de l'eau de rinçage. Pendant cette opération, il faut déplier tous les plis de la muqueuse, et balayer avec les doigts ou un agitateur mousse, la base des plis pour en décoller le mucus et les parasites qui s'y trouvent.

### **1.3.2 - Intestin Grêle**

Il est divisé en plusieurs segments de longueur variable, inversement proportionnelle à l'abondance du contenu de chacun des segments et varient de 1 à 2m.

On abouche un tronçon à un robinet ; on le lave à jet violent, puis on l'ouvre, et la muqueuse est grattée avec le pouce sous un filet d'eau ; ou plus simplement, on retourne le segment intestinal et on le lave. Les eaux de lavage et les produits de grattage de la muqueuse sont recueillis et tamisés.

### **1.3.3 - Gros Intestin**

L'opération est la même que celle effectuée sur l'intestin grêle.

## **2- PREPARATION DES PARASITES POUR L'EXAMEN DE TAILLE**

### **2.1 – Tamisage**

On verse par petite quantité l'eau de rinçage recueilli dans le seau, dans le 1<sup>er</sup> tamis, et on fait passer un jet d'eau assez violent de telle sorte que tous les débris végétaux et pigments des matières fécales soit débarrassés, jusqu'à obtention d'une eau de sortie limpide. Le second tamis, à maille plus fines est passé aussi sous jet d'eau. Le contenu des tamis est recueilli en eau formolée ajustée à un volume défini. L'intérêt du tamisage réside dans la concentration immédiate des prélèvements très dilués et dans l'élimination des particules les plus fines et des liquides fortement colorés qui rendent la recherche des petits parasites fastidieuse.

**2.2 - Récolte des parasites :**

Après une agitation énergique une partie aliquote du prélèvement est mise dans un bêcher. La richesse de cette fraction permet de décider si le 1/10<sup>ème</sup> doit être examiné seul, à la loupe binoculaire, ou recherché dans le prélèvement complet. On élimine une fraction liquide après décantation, et on prélève tous les éléments avec une aiguille à manche, puis on les dispose dans une boîte à pétri renfermant du sérum physiologique ou du formol. Chaque portion du tube digestif isolée, est examinée et tamisée séparément. Il importe de bien rincer les tamis après tamisage d'une portion, car il arrive fréquemment que des parasites se « coincent » entre les mailles, prêtant à confusion les résultats de l'examen des prélèvements . [25]

**2.3 - Fixation et Eclaircissement**

Quelle que soit leur origine, les nématodes recueillis sont lavés à l'eau physiologique, puis fixés par immersion dans des flacons contenant de l'éthanol à 70°. Les flacons sont soigneusement étiquetés. On inscrit au crayon noir, la date d'autopsie, le numéro de l'animal, l'espèce, le sexe et l'organe parasité. L'étiquette est introduite dans le flacon fermé hermétiquement afin d'éviter l'évaporation de l'éthanol [24].

Pour les cestodes on peut utiliser le fixateur de Zenker; jeter de l'eau chaude à 60-70° sur les parasites. Après la fixation des parasites, on les éclaircit dans le lactophénol. Ce fixateur est un excellent milieu pour l'éclaircissement et une bonne méthode de conservation des nématodes et ne les altère jamais. Chez les cestodes sont présents des corpuscules calcaires dans le parenchyme du corps et ces corpuscules, qui opacifient les segments, devront être dissous par l'acide acétique cristallisable ou à l'acide acétique à 10% dans lequel on laisse les vers pendant un temps variable: de 10 minutes à 4-6 heures; après on lave à l'eau et puis à l'alcool à 80%. En règle générale, il n'est pas nécessaire de colorer les nématodes, dont les divers organes sont bien visibles à travers la cuticule éclaircie.

Chez les plathelminthes on peut utiliser la coloration au carmin-boracique:

Les vers sont plongés pendant 6-12 heures dans le bain colorant et ensuite lavés pendant 4 à 6 heures à l'eau courante. [46]

3 –IDENTIFICATION DES PARASITES

	Genre	Espèces	Taille (Lxl mm)	A	B	C
Caillette	<i>Haemonchus</i>	<i>contortus</i>	♂ 20x0.4 ♀ 30x0.4			
	<i>Ostertagia</i>	<i>circumcincta</i>	♂ 10.2x0.18 ♀ 13x0.18			
		<i>Trifurcata</i>	♂ 17.2x0.1 ♀ 10x0.15			
	<i>Trichostrongylus</i>	<i>axei</i>	♂ 4x0.06 ♀ 5x0.65			
Intestin grêle	<i>Trichostrongylus</i>	<i>colubriformis</i>	♂ 5x0.8 ♀ 5.5x0.9			
		<i>vitrinus</i>	♂ 6x0.1 ♀ 6x0.09			
	<i>Nematodirus</i>	<i>fillicolis</i>	♂ 12x0.11 ♀ 20x0.19			
		<i>spathiger</i>	♂ 15x0.12 ♀ 16x0.28			
		<i>battus</i>	♂ 16x0.12 ♀ 18x0.5			
	<i>Cooperia</i>	<i>oncophora</i>	♂ 7x0.25 ♀ 9x0.24			
<i>Macmesteri</i>		♂ 8x0.2 ♀ 8.5x0.2				
<i>Curticei</i>		♂ 6.2x0.08 ♀ 7x0.095				
<i>Bunostomum</i>	<i>trigonocephalum</i>	♂ 16x0.3 ♀ 22x0.4				
	<i>phlebotomum</i>	♂ 16x0.3 ♀ 26x0.5				
Gros intestin	<i>Chabertia</i>	<i>ovina</i>	♂ 14x0.25 ♀ 18x0.3			
		<i>Oesophagostomum</i>	<i>venulosum</i>	♂ 15x0.35 ♀ 20x0.4		
		<i>Columbianum</i>	♂ 15x0.30 ♀ 18x0.30			

Tableau 6: Strongles digestifs des ruminants

A: Extrémité antérieure

C.b : capsules buccale

Lm : lame tranchante et festons

l : lancette (1 paire)

b.p : bourrelet péristonique

v.c : vésicules céphaliques

a.c : ailes cervicales

p.c : papilles cervicales

s.c : sillon céphalique

c : coronules

de : denticules

s.a : striations annulaires

a.n : anneau nerveux

oes : oesophage

int : intestin

B-extrémité postérieure (♂)

sp : spicules

g : gubernaculum

d : côté dorsale

e.d : côté dorsale externe

p.l : côté latérale postérieure

m.l : côté latérale médiane

e.l : côté latérale externe

l.v : côté latérale ventrale

v.v : côté ventro-ventrale

p.p.b : papille prébursale

C-extrémité postérieure(♀)

l.s.v : languette supra-vulvaire

v : vulve

e.t : épine terminal [42]

# **PARTIE EXPERIMENTALE**

## Objectif du travail

L'objectif de ce mémoire est l'évaluation de l'infestation des ovins par les parasites gastro-intestinaux, et l'identification des principaux helminthes en cause.

## 1 – MATERIELS ET METHODES

### 1.1- Période et lieux de l'enquête

L'enquête a été menée pendant la période allant de janvier à juin 2011, soit sur un total de 06 mois. Les prélèvements de viscères de moutons ont été réalisés aux abattoirs de Blida et, l'analyse des échantillons récoltés au Laboratoire de Parasitologie du Département vétérinaire de l'Université S. Dahleb. L'étude analytique a consisté à identifier et à quantifier des populations parasitaires retrouvées dans les viscères prélevés. Chaque mois, six tube digestifs sont prélevés.

### 1.2- Autopsies helminthologiques

#### 1.2.1 - Matériel

##### a) Matériel biologique :

Le travail est effectué sur des tractus gastro-intestinaux de moutons abattus aux abattoirs de Blida.

##### b)- Matériel de laboratoire :

La réalisation de l'autopsie helminthologique et la conservation des parasites ont nécessité le matériel suivant :

- Deux tamis de mailles différentes (320 $\mu$ , 180 $\mu$ )
- Un microscope photonique (Photo 2)
- Alcool 70°
- Une solution de formol à 10%
- Des lames et des lamelles
- Des pots de prélèvements pour la conservation des parasites
- Eau distillée
- Une loupe binoculaire (Photos 3)



**Photo 2:** Microscope optique



**Photo 3:** Loupe binoculaire

## 1.2.2 - Méthodes :

### a) - Technique d'autopsie helminthologique :

L'autopsie helminthologique est faite le jour d'abattage des moutons pour éviter l'altération des parasites due à la putréfaction.

L'ensemble du tractus gastro-intestinal est prélevé et, chaque portion est examinée séparément: caillette, intestin grêle et, gros intestin. [24]

- **Caillette :**

Après ouverture de la caillette dans le sens de la longueur, son contenu est soigneusement examiné et les parasites visibles à la surface sont recueillis avec une pince.

Les matières fécales une fois éliminées, l'organe est rincé au-dessus d'un récipient sous un filet d'eau, en dépliant bien la paroi. Au bout de deux heures, le contenu du récipient est décanté. Le sédiment est versé par petites quantités dans des plateaux peu profonds, et les vers visibles à l'œil nu sont prélevés. Le sédiment est ensuite versé par petites quantités dans des boîtes de Pétri ; puis examiné à la loupe binoculaire. Cette opération a pour but de rechercher les nématodes de très petite taille.

- **Intestin grêle :**

L'intestin est libéré de ses attaches mésentériques sur toute sa longueur et, le contenu est récupéré dans un pot, puis les parasites visibles à l'œil nu sont récoltés séparément. L'opération est complétée par le rinçage et le grattage de la muqueuse sous un filet d'eau. Après avoir décanté le liquide de rinçage, on recherche à la loupe binoculaire les vers de petite taille dans le sédiment puis, ils sont répartis dans des boîtes de Pétri.

- **Gros intestin :**

L'organe est pris et les matières qu'il renferme mises à part dans un plateau de grande dimension et laissées à l'air libre. Au bout de quelques minutes, les vers adultes viennent à la surface qui devient constellée de points blancs, ce qui facilite leur récolte. Ensuite, on observe attentivement la muqueuse et on procède à un rinçage sous un filet d'eau. Nous avons recherchés également les nodules larvaires en hypobiose.

### b) - Conservation des parasites

Après dénombrement, les parasites sont conservés dans des flacons renfermant une solution de formol à 10% pour les **Cestodes** et dans l'éthanol 70° pour les **Nématodes** et les **Trématodes**. Sur chaque flacon ont été inscrits, à l'aide d'un marqueur, le numéro d'ordre de l'animal, la date de prélèvement, le sexe et, la portion dans laquelle le parasite a été récolté. Les flacons sont hermétiquement fermés afin d'éviter l'évaporation ou la perte du liquide de conservation.

### **c) - Préparation et observation des parasites**

- **Nématodes et Trématodes :**

Les parasites sont sortis de l'éthanol et montés entre lame et lamelle avec quelques gouttes de liquide éclaircissant (Polyvinyl de lactophénol). La préparation est ensuite observée au microscope photonique après avoir passé 24 heures à la température ambiante.

- **Cestodes :**

Les parasites sont au préalable éclaircis au lactophénol entre lame et lamelle pendant 24 heures à la température ambiante afin de bien observer les structures internes. Pour cela, les parasites sont sortis du formol et on prélève sur chaque ver, trois portions différentes du corps (portion antérieure, médiale et postérieure). Ces portions sont déposées entre lame et lamelle avec quelques gouttes de liquide éclaircissant (Polyvinyle lactophénol). Ensuite quelques gouttes d'éclaircissant sont ajoutées sur les bords de la lamelle pour que le parasite soit bien immergé. L'observation est faite 24 heures ou 48 heures après. [24]

## 2 – RESULTATS :

### 1 – Résultats globaux

Tableau 7 : Résultats globaux des bilans parasitaires

Janvier	H	O	T	N	M
1	0	0	0	0	0
2	0	0	0	0	0
3	0	0	0	0	0
4	0	0	0	0	0
5	0	0	0	0	0
6	0	0	0	0	0
<b>Moy.</b>	<b>0</b>	<b>0</b>	<b>0</b>	<b>0</b>	<b>0</b>

Avril	H	O	T	N	M
1	0	0	0	18	2
2	0	0	0	131	10
3	22	0	0	0	4
4	12	0	30	0	0
5	0	0	0	0	0
6	0	0	0	20	0
<b>Moy.</b>	<b>6</b>	<b>0</b>	<b>0</b>	<b>28</b>	<b>3</b>

Février	H	O	T	N	M
1	0	0	20	50	0
2	0	0	0	12	0
3	5	0	4	18	0
4	10	0	5	0	0
5	0	0	0	0	0
6	0	0	0	0	0
<b>Moy.</b>	<b>4</b>	<b>0</b>	<b>5</b>	<b>13</b>	<b>0</b>

Mai	H	O	T	N	M
1	0	0	0	0	0
2	0	0	0	0	0
3	0	0	0	0	0
4	0	0	0	0	0
5	0	0	0	0	0
6	0	0	0	0	0
<b>Moy.</b>	<b>0</b>	<b>0</b>	<b>0</b>	<b>0</b>	<b>0</b>

Mars	H	O	T	N	M
1	0	0	1	40	2
2	0	0		131	10
3	7	0	3	335	10
4	10	0	5	0	0
5	0	0		0	0
6	16	0	0	0	0
<b>Moy.</b>	<b>3</b>	<b>0</b>	<b>2</b>	<b>85</b>	<b>4</b>

Juin	H	O	T	N	M
1	0	0	10	92	2
2	30	0	0	0	4
3	80	15	0	0	28
4	4	0	43	0	0
5	0	0	0	0	0
6	0	0	0	0	0
<b>Mo.</b>	<b>19</b>	<b>3</b>	<b>9</b>	<b>15</b>	<b>6</b>

*H* = *Haemonchus sp.* / *O* = *Ostertagia sp.* / *T* = *Trichostrongylus sp.* / *N* = *Nematodirus sp.*  
*M* = *Moniezia sp.* / *Moy.* = *Moyenne*

## 2 – Cinétique semestrielle: Nombre moyen de parasites par animal et par mois

Tableau 8 : Cinétique au cours du semestre des parasites par animal et par mois

Mois	H	O	T	N	M
Janvier	0	0	0	0	0
Février	4	0	5	13	0
Mars	3	0	2	85	4
Avril	6	0	0	28	3
Mai	0	0	0	0	0
Juin	19	3	9	15	6

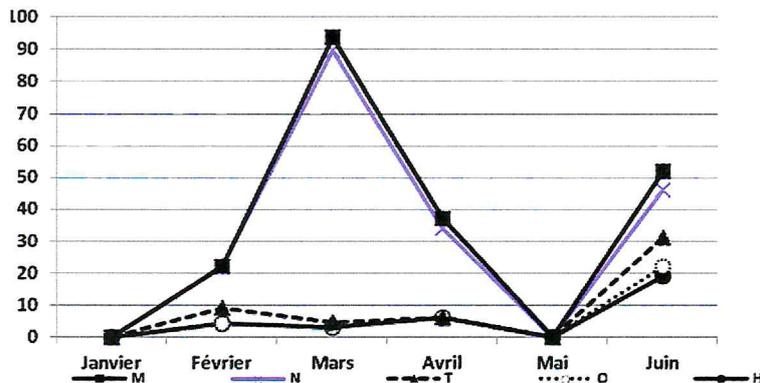


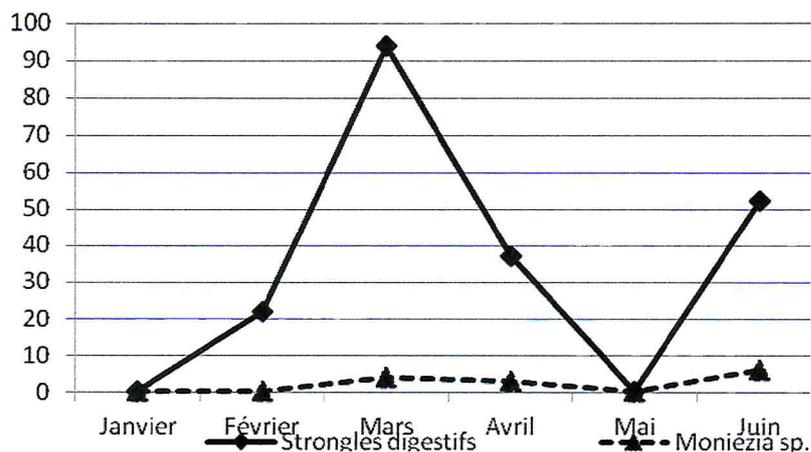
Figure 22 : Cinétique au cours du semestre des parasites par animal et par mois

- Le graphe montre que le genre *Nematodirus* persiste durant tout les mois d'étude et à des taux d'infestation très importants, on note une valeur maximale au mois de Mars
- Le genre *Moniezia* suit la même évolution que le genre *Nematodirus*
- Le genre *Haemonchus* : de Janvier à Mars : le taux d'infestation est faible à nul, mais il augmente en saison sèche (juin).
- Le genre *Trichostrongylus* : il persiste durant toute la période d'étude avec des taux d'infestation qui restent faibles. Une légère augmentation est observée au mois de juin.
- Le genre *Ostertagia* : le taux d'infestation est faible tout le long d'étude. On note une légère augmentation au mois de février, suivi par une chute des valeurs jusqu'au mois de mai, puis une augmentation considérable au mois de juin.

## 3 – Cinétique semestrielle des groupes de parasites

Tableau 9 : Cinétique semestrielle des groupes de parasites

Mois	<i>Strongles digestifs</i>	<i>Moniezia sp.</i>
Janvier	0	0
Février	22	0
Mars	94	4
Avril	37	3
Mai	0	0
Juin	52	6

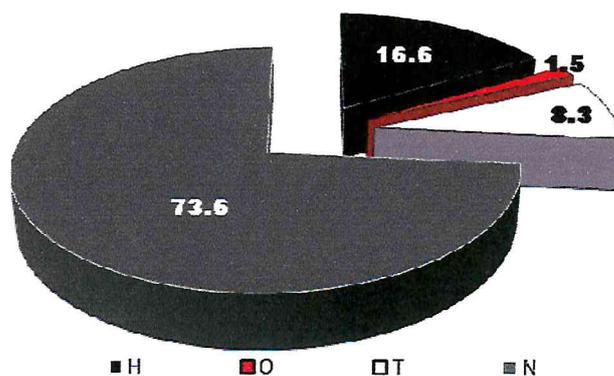


**Figure 23 : Cinétique semestrielle des groupes de parasites**

#### 4 – Distribution semestrielle des espèces de strongles digestifs

**Tableau 10 : Taux d’infestation globale selon les groupes d’helminthes**

Semestre	H	O	T	N
<b>Total</b>	<b>32</b>	<b>3</b>	<b>16</b>	<b>141</b>
<b>%</b>	<b>16,6</b>	<b>1,5</b>	<b>8,3</b>	<b>73,6</b>



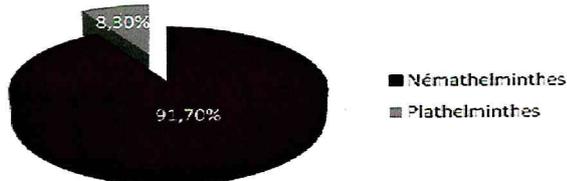
**Figure 24 : Taux d’infestation globale selon les groupes d’helminthes**

La population parasitaire est nettement dominée par le genre *Nématodirus*. Le genre *Haemonchus* est aussi assez bien représenté. Les infestations par *Trichostrongylus sp.*, *Moniezia sp.* sont faibles.

Les autopsies helminthologiques nous ont permis d’isoler de nombreuses espèces de parasites, appartenant à des classes d’helminthes différentes : des Nématodes, des Cestodes et des Trématodes. Les résultats obtenus montrent que sur des moutons examinés pendant une période de 6 mois, sont porteurs d’un nombre total de 1.068 parasites, répartis selon les 02 groupes d’helminthes.

**Tableau 11 : Taux d'infestation global en fonction des groupes de parasites**

Helminthes	Taux
Némathelminthes	91,7%
Plathelminthes	8,3%

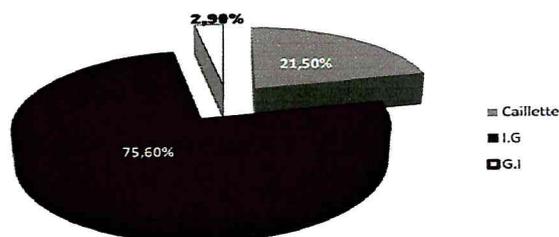


**Figure 25 : Taux d'infestation global en fonction des groupes de parasites**

Il y a une prédominance des Némathelminthes (91,7%)

**Tableau 12 : Taux d'infestation global en fonction des localisations.**

Portion du T.D	Taux
Caillette	21,5%
I.G	75,6%
G.I	2,9%

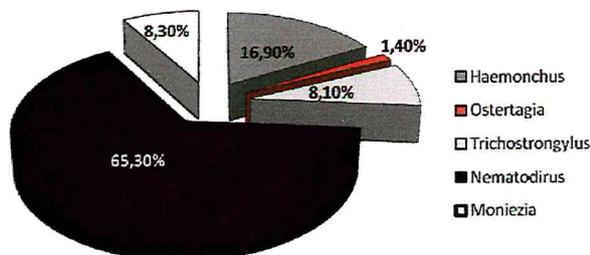


**Figure 26 : Taux d'infestation global en fonction des localisations**

Les vers ont été rencontrés dans les portions du tube digestif (caillette, intestin grêle et gros intestin) et à des taux différents. La portion la plus parasitée est l'intestin grêle avec un taux (75,6%).

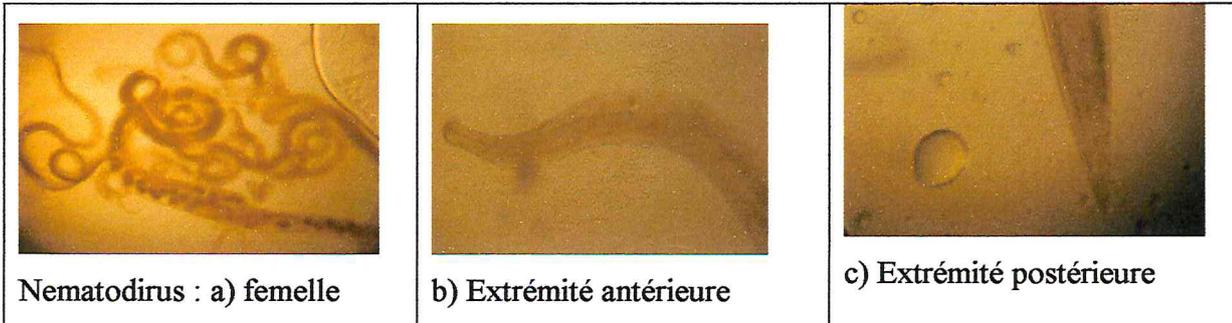
**Tableau 13 : Taux d'infestation en fonction des différentes espèces**

Parasites	Nombre	%
Haemonchus	180	16,9%
Ostertagia	15	1,4%
Trichostrongylus	87	8,1%
Nematodirus	698	65,3%
Moniezia	88	8,3%

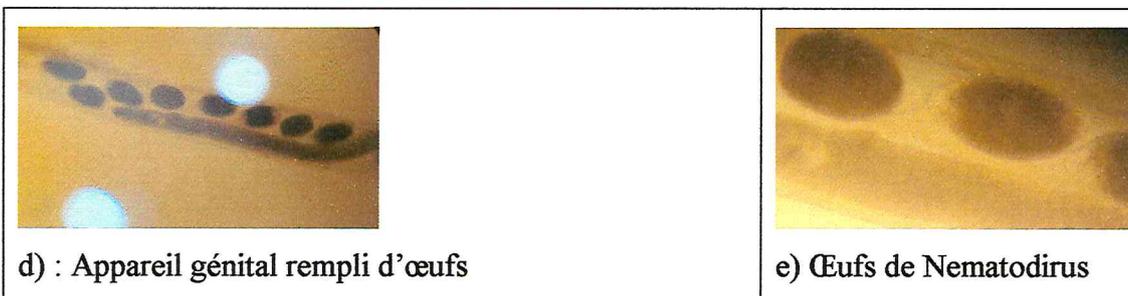


**Figure 27 : Taux d'infestation en fonction des différentes espèces**

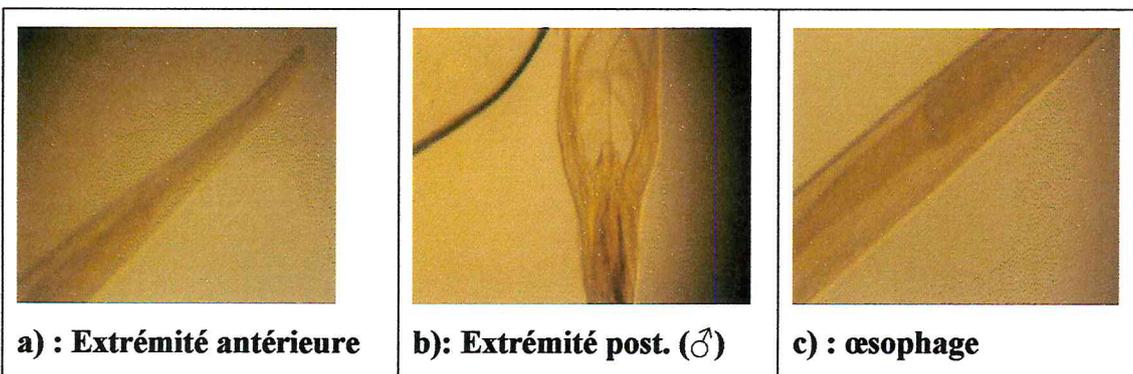
De tous les animaux examinés, *Nematodirus* représente la plus grande menace (698 parasites, soit 65,3%), suivi par *Haemonchus* (16,9%), *Moniezia* (8,3%), *Trichostrongylus* (8,1%) et *Ostertagia* (1,4%). Par contre, peu de moutons étaient infestés par les autres espèces d'helminthes.



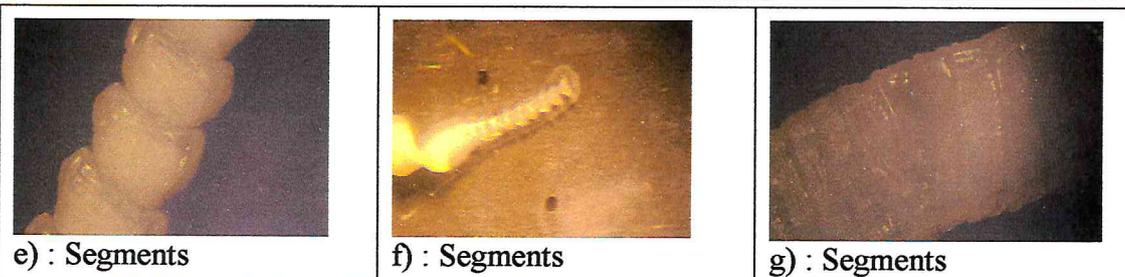
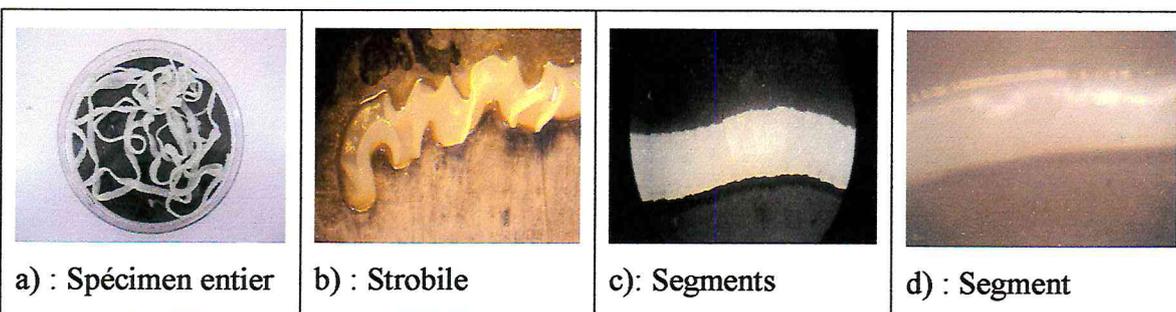
**Photo 4 (a, b, c) : *Nematodirus sp* (Originale 2011, photos personnelles)**



**Photo 5 (d, e) : œufs de *Nematodirus sp*. (Originale 2011, photos personnelles)**



**Photo 6 (a, b, c): *Haemonchus contortus* (Originale 2011, photos personnelles)**



**Photo 7: *Moniezia sp* (Originale 2011, photos personnelles)**

### 3 – DISCUSSION

Au terme de notre étude, nous confirmons la présence de strongles digestifs et de *Moniezia sp.* sur des moutons abattus dans les abattoirs de Blida mais, dont l'origine restera toujours énigmatique. La provenance des bêtes étant inconnue, il est très difficile de caractériser avec toute la précision requise l'épidémiologie des endoparasites induits. Cependant, la prédominance des infestations par *Nematodirus* particulièrement chez les jeunes (agneaux et antenais) s'explique par leur grande résistance aux conditions climatiques défavorables (très chaude ou très froide) [20] ; [21]. En effet, *Nematodirus* est le seul strongle digestif dont les deux mues successives dans le milieu extérieur (L1 à L2 et, L2 à L3) ont lieu directement dans l'œuf. Les larves infestantes (L3) contenus dans l'œuf sont ainsi protégées des aléas climatiques.

Nous avons enregistré la présence du genre *Haemonchus* en saison sèche contrairement à ce qui est décrit par NADAO et al (1995) qui constatent une forte infestation en saison pluvieuse. De même la présence du genre *Trichostrongylus* durant notre étude est différente de celle obtenue par GRETILLAT (1998) qui affirme que l'infestation a lieu après la saison des pluies.

Les strongles du genre *Ostertagia* ont été récoltés en nombre très faible. Des résultats similaires ont été relevés [24]. L'infestation par les strongles digestifs est relativement importante, avec un pic au mois de Mars (printemps). Ce pic est du à la conduite des animaux au pâturage où les conditions de température (20 à 30°C), d'humidité (70 à 80%) et d'oxygénation sont réunies. En effet, la phase libre de ces strongles ne peut se dérouler que sur des zones herbacées et que les petits ruminants s'infestent par les L3 présent sur l'herbe. [12]

Grâce à la technique des bilans parasitaires pratiquée sur des prélèvements de tube digestifs issus au niveau des abattoirs de Blida, nous avons pu confirmer la présence de strongles gastro-intestinaux des genres *Haemonchus*, *Nematodirus*, *Ostertagia* et *Trichostrongylus* et du cestode *Moniezia*. Cette précision qualitative (Profil parasitaire) est complétée par la détermination quantitative de la charge parasitaire (Niveaux parasitaires).

La transmission et la multiplication d'un grand nombre d'espèces de parasites impliquent le passage au pâturage. Les adultes peuvent développer une certaine immunité, ne pouvant être transférée aux agneaux. L'impact est généralement sub-clinique avec perte de poids et retard de croissance. [15]

En Algérie, les parasites internes du mouton, identifiés macroscopiquement sont essentiellement partagés entre des nématodes (22 genres), des cestodes (9 genres) et des trématodes (3 genres) [34]. Il est rare que les laboratoires de diagnostic de parasitologie, soient les destinataires de prélèvements coprologiques, encore moins de produits de raclages digestifs, cutanés et/ou de prélèvements de laine. Ceci explique en partie la rareté des données de terrain. [42]

Bien que la coproscopie demeure un outil fiable pour préciser la nature des groupes d'endoparasites en présence, les fortes variations de ponte des parasites (selon l'espèce, la saison, les niveaux d'infestation, et autres statuts immunitaires) et la densité de la solution utilisée, doivent inciter les professionnels de l'élevage, à une interprétation plus mesurée et, surtout à l'utilisation de la technique des bilans parasitaires, beaucoup plus fiable. [42]

La présence des oncosphères de *Moniezia sp* est quasi-permanente chez les jeunes moutons, dans la majorité des élevages [11].

Globalement, les niveaux d'infestation sont relativement bas comparativement aux résultats de l'enquête menée en 2007 dans des conditions similaires au Maroc [35]. En 2006, une étude menée dans la région de Tiaret [4] a rapporté un taux d'infestation par les strongles digestifs de 70,4 % sur des ovins de race Ouled Djellal infestés naturellement dans cette zone semi aride d'Algérie.

Les animaux, qui dépendent essentiellement des parcours steppiques, sont exposés, en permanence, à de multiples infestations dont la population vermineuse est particulièrement importante en automne et au printemps [42]. Cette situation, est confirmée aussi bien en région semi-aride de Tiaret [4] qu'au Maroc [35]. Dans nos élevages, ces deux saisons correspondent à la période d'agnelage. Ainsi, la relation triangulaire qui existe entre, des brebis fortement infestées (« post-parturient rise »), des agneaux de première saison de pâture (statut immunitaire fragile) et une qualité fourragère médiocre pour couvrir les besoins des animaux, expliquerait le haut risque d'infestation parasitaire qui menace en permanence les jeunes animaux. De plus, il est bien établi que le risque d'infestation est omniprésent toute l'année, en raison de l'exploitation permanente des pâturages et des conditions climatiques favorables.

## CONCLUSION

Les petits ruminants en Algérie souffrent d'un polyparasitisme endémique. Notre pays étant une zone d'élevage par excellence, ce polyparasitisme constitue un sérieux frein aux performances zootechniques; d'où la nécessité d'en mesurer l'ampleur afin d'y apporter les solutions adéquates.

C'est ainsi, que notre étude a révélé qu'un nombre important de moutons abattus aux abattoirs de Blida sont infestés par les helminthes. La prévalence, pour les némathelminthes est de 91,7% (980 parasites), alors qu'elle n'est que de 8,3% pour les plathelminthes (88 parasites). Au total une seule espèce de plathelminthes a été identifiée. Il s'agit du cestode *Moniezia expansa* (88 parasites).

Six espèces de némathelminthes ont été identifiées à savoir: *Ostertagia sp* (15 parasites), *Haemonchus contortus* (180 parasites), *Trichostrongylus sp* (74 parasites) et, *Nematodirus sp* (698 parasites). La portion la plus parasitée est l'intestin grêle (747 parasites). Les autres portions, contiennent beaucoup moins de parasites (caillette avec 208 parasites et le gros intestin avec 26 parasites).

Les helminthes en cause appartiennent à plusieurs espèces, parmi lesquelles certaines sont dangereuses par leurs diverses actions pathogènes (*Haemonchus contortus*). Ces dernières sont à l'origine de lourdes pertes liées à la morbidité importante qui se traduit le plus souvent par une chute de poids voire de la baisse de reproduction mais également par une mortalité non négligeable, si les animaux ne sont pris en charge médicalement et dans les meilleurs délais.

La présente étude nous a permis d'une part, d'identifier les différents parasites rencontrés dans le tube digestif et d'autre part, d'apprécier l'état sanitaire des moutons. Ceci nous permet d'avoir une idée sur l'attitude des éleveurs par rapport aux conseils qui leur sont prodigués par les vétérinaires sur le terrain, afin d'améliorer l'état d'embonpoint de leurs animaux, ainsi que la qualité du produit fini qu'ils mettent à la disposition du consommateur. Les résultats obtenus nous permettent d'affirmer que les animaux abattus aux abattoirs de Blida sont infestés par les helminthes et leurs prévalences ne sont pas négligeables.

## **RECOMMANDATIONS**

Pour pallier au polyparasitisme révélé par notre étude nous recommandons :

- Aux vétérinaires sur le terrain de prescrire aux éleveurs des anthelminthiques à large spectre ou des endectocides aux effets nématocides, acarides et insectides
  
- Une bonne utilisation des anthelminthiques par les vétérinaires qui passe obligatoirement par le strict respect des recommandations du fabricant (dose, voie d'administration, fréquence et délais d'attente)
  
- Eviter l'utilisation d'une même molécule pendant longtemps ou du moins l'alterner avec d'autres molécules anthelminthiques de classes thérapeutiques différentes, c'est à dire, favoriser l'utilisation de molécules de structures très différentes et à effets pharmacologiques très éloignées pour lutter contre les problèmes de résistances acquises

## Références bibliographiques

- [1] ALTAIF K-I et ISSA W-H (1983) Seasonal fluctuation and hypobiosis of gastro-intestinal nematodes of Awasse lamb in Iraq. *J. Parasitol.* 86 : 301-310 p.
- [2] BATUKOV I -V; BATUKOVA A-L; ZAKHAROV S-P; SAKAYA N-V & NOVICOV V-E. (1991): Diminution of the haemolytic resistance of erythrocytes during monieziosis in sheep. *Veterinariya (moskva)*.9 :41-42 p.
- [3] BLITZ N M; et GIBBS H C. (1972) Studies on the arrested development of *Haemonchus contortus* in sheep I. The induction of arrested development. *Inter. J. Parasitol.* 2: 5-12 p.
- [4] BOULEKABOUL A., MOULAYE K. : Parasitisme interne du mouton de race Ouled Djellal en zone semi-aride d'Algérie. *Rev. Elev. Méd.Vét. Pays Trop.*, 2006, 59, 23-29.
- [5] BORGSTEEDE F H ; ARMOUR J; et JANSEN J. (1978) Facts and reflections III. Workshop on arrested development of nematodes in sheep and cattle. Lebystad, London. 162p.
- [6] BOWMAN D-D. (1995) *Georgis' parasitology for veterinarians.six edition.* w.b. Saunders Company, Philadelphia. 430 p.
- [7] BRUGERE-PICOUX J.(2004) *Maladies des moutons, 2° édition .* 164 p.
- [8] BUSSIERAS J.(1995) *parasitologie vétérinaire helminthologie abrégé de parasitologie vétérinaire fascicule 3, 2<sup>ème</sup> édition.* 126-127 p.
- [9] BUSSUIERAS J; CHARMETTE R. (1995) *Abrégé de parasitologie vétérinaire. Fascicule3, Helminthologie vétérinaire, 2 édition.* Service de parasitologie, Ecole Nationale Vétérinaire d'Alfort, Maisons-Alfort, France. 79, 299 p.
- [10] CHERMETTE R. (1981). Les helminthes du mouton et leur rôle pathogène (première partie) le point vétérinaire. *12:11-21, 35-57 p.*
- [11] CHERMETTE R. (1995) *parasitologie vétérinaire helminthologie abrégé de parasitologie vétérinaire, fascicule 3, 2<sup>ème</sup> édition.* 126-127 p.
- [12] CHARTIER C et HOSTE H. (1997) : Perspectives dans la lutte contre les strongyloses gastro-intestinales des Ruminants domestiques, *Points vet*, 28, numéro spécial « parasitologie des Ruminants ». 181-187 p.
- [13] COOP R-L ; et KYRIAZAKIS I. (2001) Influence of host nutrition on the development and consequences of nematode parasitism in ruminants. *Trends Parasitol.* 17 (7). 325-330 p.
- [14] DAVIS L-R ; HERLICH H; et BOWMAN G-W. (1960) Studies on experimental concurrent infections of dairy calves with coccidia and nematodes III *Eimeria* spp and the tread-worm, *strongyloides papillosus*, IV *Eimeria* spp and small hairworm *Trichostrongylus colubriformis*. *Am. J. Vet. Res.* 20, 181-194 p.

- [15] DORCHIES P. (2000): Parasite, production et environnement. *Bull. GTV*, 21-25 [16] DUNN, (1978). Veterinary helminthol. Heineman Medical Books. Second edition - London: Butler and Tanner Ltd . 323 p.
- [17] DURETTE D. (1985) Trichostrongyloid nematodes and their vertebrate hosts: reconstruction of the phylogeny of a parasitic group. *Adv. Parasitol.* 24. 239-306 p.
- [18] DWIVEDI P; PRASAD A; VARMA T-K. (1997) Pathology of induced immature paramphistomiasis in lambs and kids. *Indian J.vet.Pathol.*,21 : 162-163 p.
- [19] ELLIOTT D-C. (1986) tapeworm (*moniezia expansa*) and its effects on sheep production :the evidence reviewed *N.Z. Vet. J.*34 :61-65 p
- [20]: EUZEBY J. (1963) Les maladies vermineuses des animaux et leur incidence en pathologie humaine. Tome I : maladies dues aux némathelminthes. Fascicule III. Paris :Vigot-Frères Editeurs. 123,843 p.
- [21]: EUZEBY J. (1966) *les maladies vermineuses des animaux domestiques et leur incidence sur la pathologie humaine. Tome 2, Maladies dues aux plathelminthes. Fascicule premier : Cestodes.* Vigot Frères, Paris. 663p .
- [22]: FOURIE H-J; VAN SCALKWYK P-C. (1993) proceedings of the Nutrition Society. 52,142 p.
- [23]: FOX M-T. (1997): Pathophysiology of infection with gastrointestinal nematodes in domestic ruminants:recent developments. *Vet. Parasitol.* 72 (3-4), 285-297,297-308p.
- [24] GRABER M ; PERROTIN C. (1983) *helminthes et helminthoses des ruminants domestiques d'Afrique tropicale.* Ed. Point vétérinaire, maisons-Alfort, France . 378p.
- [25] HORAK I-G.(1971) Paramphistomiasis in domestic ruminants *A D V. parasitol.*9 : 33-72 p .
- [26]: HOSTE H ; HUBY F ; et MALLET S. (1997) Strongyloses gastro-intestinales des ruminants : conséquences physiopathologiques et mécanismes pathogéniques. *Point Vét.* 28 (Parasitologie des ruminants) . 53-59 p.
- [27] HOSTE H ; TORRES-ACOSTA F ; PAOLINI V ; AGUILAR-CABALLERO A-J ; ETTER E ; Le FRILEUX Y ; CHARTIER C. et BROQUA C. (2005b) Interactions between nutrition and gastrointestinal infections with parasitic nematodes in goats. *Small Rum. Res.* 60 (1- 2),141-151 p.
- [28] KAHN L-P ; et DIAZ-HERNANDEZ A. (2000) Tannins with anthelmintic properties. In: *Tannins in livestock and human nutrition: ACIAR proceeding n.92, international workshop* (BROOKER, ed.), Adelaide.
- [29] KNOS M-R; TORRES-ACOSTA J-F; et AGUILAR-CABALLEROA-J. (2006) Exploiting the effect of dietary supplementation of small ruminants on resilience and resistance against gastrointestinal nematodes. *Vet. Parasitol.* 139 (4). 385-393 p.

- [30] KUMAR R; SINGHB-P; PALIWAL O-P. (1999) pathomorphology of *stilesia globipunctata* infection in sheep. *J.vet.parasitol.* 13 :73-74 p.
- [31] LEFEVRE P-C ; BLANCOU J ; CHARMETTE R. (2003) principales maladies infectieuses et parasitaires du bétail : tome 2.éditons médicales internationales.1319, 1393, 1401, 1407 p.
- [32] LIYOD J ; BORAY J. (2000) Stomach fluke (paramphistomes) in ruminants. N° AO.9.26, 3<sup>rd</sup> ed, AGFACTS –NSW-Agriculture,Australie. 4 p.
- [33] OSBORNE J-C; BATHE E-G; et BELL R-R. (1960) The pathologie following single infection of *Ostertagia ostertagi* in calves. *Cornell.Vet.*50:223-224 p.
- [34] MEKHANCHA F. (1988): Etude bibliographique de la taxonomie des helminthes parasites des ruminants domestiques existant en Algérie. Mémoire Doct. Vét, ISV-Constantine, Algérie , 89 p.
- [35] PALIARGUES T., MAGE C., BOUKALLOUCH A, KHALLAAYOUNE K Etude épidémiologique du parasitisme digestif et pulmonaire des ovins au Maroc. *Ann. Méd. Vét.*, 2007, 151, 1-5.
- [36] PANDEY V.S, CABARET J., FIKRI A.: The effect of strategic anthelmintic treatment on the breeding performance and survival of ewes naturally infected with gastro-intestinal strongyles and protostrongylids. *Ann. Rech. Vét.*, 1984, 15, 491-496.
- [37] PROUDMAN C-J; TREES A-J. (1999) Tape worms as a cause of intestinal diseases in horses. *Parasitol. Today*, 15: 156-159 p.
- [38] ROLFE P-F; BORAY J-C; COLLINS G-H.(1994) Pathology of infection with *Paramphistomum ichikawai* in sheep.*Int. J. Parasitol.*24 :995-1004 p.
- [39] SINGH R-P; SAHAI B-N. (1984) Histopathology of the duodenum and rumen of goats during experimental infections with *Paramphistomum cervi*. *Vet. Parasitol.* 15: 39-46 p.
- [40] SOULSBY. (1968) Helminths, Arthropod and Protozoa of domestical animal's Sixth edition of Mönnig's Veterinary helmintology-entomology- London.176-325 p.
- [41] TRIKI-YAMANI R-R. (1988) Diagnostic Général des maladies parasitaires, Ecole Nationale Vétérinaire, ALGER. 66-67, 73-74 p.
- [42] TRIKI-YAMANI R. R et BACHIR-PACHA M., (2010): Cinétique mensuelle du parasitisme ovin en Algérie : résultats de trois années d'enquêtes sur le terrain (2004-2006) *Revue Méd. Vét.*, 161, 4, 193-200
- [43] TRONCY R-M ; ITARD J ; et MOREL P-C. (1981) Précis de parasitologie vétérinaire tropicale. IEMVT, Paris. 715p.
- [44] URQUHART G-M ; ARMOUR J ; DUNCAN J-L ; DUNNA-M ; JENNINGS F-W. (1996) Veterinary Parasitology, 2nd ed., Oxford.

[45] YAMAGUTI S. (1961). Systema helminthum. Vol III. The nematodes of Vertebrates, Part I. Interscience Publishers Inc., New-york. 331-679 p.

[46] ZDENEK Z. (1989) Diagnostic expérimental des parasitoses animales, guide de travaux pratiques de parasitologie vétérinaire. 90 p.

**Ouvrage :**

[47] BULLETIN DES GTV. ( 1994) Numéro spécial Pathologie Ovine Juin- N°3.

**Référence des figures :**

**Figure 1-2 :** INSTITUT DE L'ELEVAGE. (2000) maladies des bovins. édition France Agricole, 3eme édition, Avril. 121 p.

**Figure 3-4-5 :** JEANNE B-Picoux. (2004) maladies moutons. édition France Agricole, 120 p.

**Figure 6 :** EUZEBY J. (1981) Diagnostic expérimental des Helminthoses Animales. Tome I. Edition, Informations Techniques des Services Vétérinaires. 349 p.

**Figure 7 :** INSTITUT DE L'ELEVAGE. (2000) maladies des bovins. édition France Agricole, 3eme édition, Avril. 121 p.

**Figure 8 :** JOHNSTONE C. (1998) Parasites and parasitic diseases of domestic animals. University of Pennsylvania. 123 p.

**Figures 9-10-11-12-13-14-15-16-17-18-19-20 :** LEFEVRE P-C ; BLANCOU J ; CHARMETTE R. (2003) principales maladies infectieuses et parasitaires du bétail : tome 2.éditons médicales internationales.1317, 1333, 1320, 1333, 1387, 1320, 1334, 1367, 1388 p.

**Figure 21 :** <http://www.vet.lyon-fr/etu/copro/index.htm>. [consulté le 02-01-2011].

**Figure 22-23 :** INSTITUT DE L'ELEVAGE. (2000) maladies des bovins. édition France Agricole, 3eme édition, Avril. 117 p.

**Figures 24:** LEFEVRE P-C ; BLANCOU J ; CHARMETTE R. (2003) principales maladies infectieuses et parasitaires du bétail : tome 2.éditons médicales internationales.1394 p.

# **ANNEXES**



Figure28 : Larve de Strongle dans une goutte d'eau emprisonnée par l'herbe



Figure29 : Ostertagia ostertagi, vu au microscope à balayage.

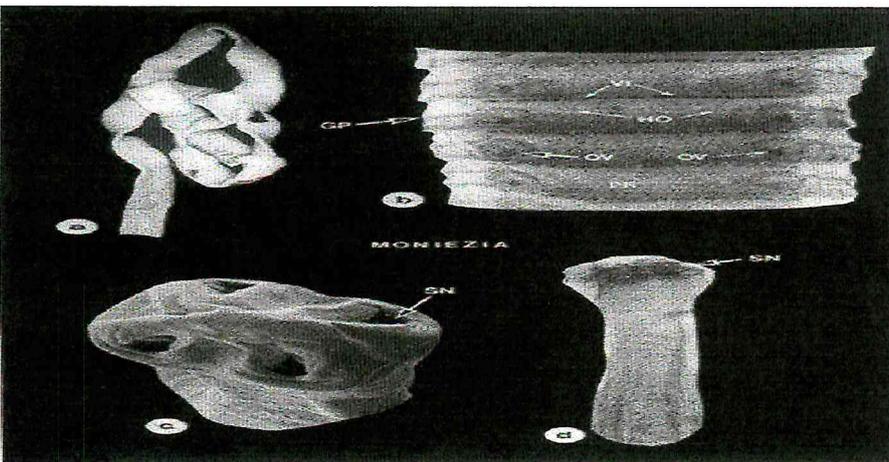


Figure30 : Cestodes adulte du genre Moniezia en microscopie électronique à balayage.

Sup/F	Famille	Sous/F	Genre	Espèce	Hôtes	Localisation des adultes	Répartition géographique	
Trichostrongyloidea	Trichostrongylidés	Haemonchinés	<i>Haemonchus</i> Cobb, 1898	<i>contortus</i>	Ov-Cap	abomasum	cosmopolite - zones tropicales humides ++	
				<i>placei</i>	Bov	abomasum		
				<i>bispinosus</i>	Ov-Cap	abomasum	Amérique du Sud, Asie (Inde)	
				<i>similis</i>	Ov-Cap-Bov	abomasum		
				<i>longistipes</i>	Cam-Ov-Cap	abomasum	Afrique, Moyen-Orient	
				<i>Mecistocirrus</i> Railliet & Henry, 1912	<i>digitatus</i>	Bov, Buffle- (Ov-Cap)	abomasum	Asie, Afrique, Amérique du Sud
		Trichostrongylidés	Trichostrongylinés	<i>Trichostrongylus</i> Loos, 1912	<i>axei</i>	Bov-Ov-Cap- Equ-Pc-Lép	abomasum	cosmopolite
					<i>colubriformis</i>	Ov-Cap- (Bov)	IG	cosmopolite
					<i>vitrinus</i>	Ov-Cap	IG	cosmopolite
					<i>capricola</i>	Cap-Ov	IG	cosmopolite
					<i>probolurus</i>	Cam- (Ov-Cap- Bov)	IG	zones tropicales
					<i>rugatus</i>	Ov-Cap	IG	
					<i>falculatus</i>	Ov-Cap	IG	
					<i>lerouxi</i>	Ov-Cap-Bov	IG	
					<i>bamatus</i>			
					Ostertaginés	<i>Ostertagia</i> Ransom, 1907	<i>ostertagi</i>	Bov-(Ov)
			<i>leptospicularis</i>	Cervidés - (Bov)			abomasum	
			<i>Teladorsagia</i> Andreeva & Satubaldin, 1953	<i>circumcincta</i>		Ov-Cap	abomasum	cosmopolite
	<i>Marshallagia</i> Orloff, 1933		<i>marshalli</i>	Ov-Cap		abomasum	cosmopolite	
			<i>orientalis</i>	Ov-Cap		abomasum		
			<i>mongolica</i>	Ov-Cap	abomasum			
	<i>Camelostrongylus</i> Orloff, 1933	<i>mentulatus</i>	Cam- (Ov-Cap)	abomasum, IG	Afrique - Moyen-Orient			
	Cooperinés	<i>Cooperia</i> Ransom, 1907	<i>curticei</i>	Ov-Cap	IG	cosmopolite		
			<i>oncofhora</i>	Bov	IG	cosmopolite		
			<i>punctata</i>	Bov	IG	cosmopolite		
			<i>pectinata</i>	Bov	IG	cosmopolite		
			<i>spatulata</i>		IG			
		<i>Paracooperia</i> Travassos, 1935	<i>nodulosa</i>	Buffle	IG - GI	Asie - Afrique		
		<i>Impalaia</i> Mönnig, 1923	<i>rudicollis</i>	Cam	IG	Asie - Afrique		
	Molinéidés	Nématodirinéés	<i>Nematodirus</i> Ransom, 1907	<i>filicollis</i>	Ov-Cap- (Bov)	IG	cosmopolite	
				<i>spatiger</i>	Ov-Cap- (Bov)	IG	cosmopolite	
				<i>battus</i>	O- (B)	IG	Nord Europe	
<i>helveticus</i>				Bov- (Ov-Cap- Cam)	IG			
<i>abnormalis</i>				Ov-Cap-Cam	IG			
<i>oiratianus</i>				Ov-Cap	abomasum			
<i>mauritanicus</i>						Afrique tropicale		

Tableau14: Principales espèces de Strongles digestifs et leur localisation [31].

	<i>N. fiteolus</i>	<i>N. spatiger</i>	<i>N. helveticus</i>	<i>N. battus</i>
Nombre de denticules entourant le stoma (corona radiata)	30 denticules	50 denticules	60 denticules	35 denticules
Nombre de crêtes ♂ v <sup>es</sup> ventrales ♀ d <sup>es</sup> dorsales	7v, 7d 7v, 7d	9v, 9d 9v, 9d	15v, 15d 16v, 17d	9v, 9d 10v, 10d
Gradient de taille crêtes cuticulaire	fort gradient médio-latéral	gradient médio-latéral	absence de gradient	léger gradient médio-latéral
Lobe dorsal	non divisé en 2 lobules	divisé en deux lobule marqués	divisé en 2 lobules marqués	divisé en 2 lobules peu marqués
Longueur des côtes 2 à 6	équivalente	inégale	inégale	équivalente
Côtes dorsales 5 et 6	légèrement divergentes à leur extrémité	non divergentes à leur extrémité	non divergentes à leur extrémité	très divergentes à leur extrémité
Longueur pointe des épicules	16µm	16µm	35µm	15µm
Pointe des épicules	allongée	spatulée	très allongée	en cuiller
Queue de la femelle	arrondie avec pointe caudale	arrondie avec pointe caudale	arrondie avec pointe caudale	pointue

**Tableau15** : Caractères différentiels de *Nematodirus* spp [21].