



avis favorable M^r BENMADANI



الجمهورية الجزائرية الديمقراطية الشعبية

République Algérienne Démocratique et Populaire

وزارة التعليم العالي و البحث العلمي

Ministère de l'Enseignement Supérieur et de la Recherche Scientifique

جامعة زيان عاشور-الجلفة

Université Ziane Achour -Djelfa

كلية علوم الطبيعة و الحياة

Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie

قسم العلوم البيولوجية

Département de Biologie

Projet de fin d'étude

En vue de l'obtention du Diplôme de Master en Biologie

Spécialité: Parasitologie

Thème:

Etude bibliographique de quelques endoparasites des ovins en Algérie

Présenté par : M^{lle}. ABDELBAKI Naima

M^{lle}. FARAH Nada Nour

Soutenu devant le jury :

Président : M^{me} SBAA.B

Maitre de conférences -B-(Univ-Djelfa).

Promoteur : M^r BENMADANI.S

Maitre de conférences -B-(Univ-Djelfa).

Examineurs: M^{lle} GUERZOU.A

Professeur (Univ-Djelfa).

M^r BOURAGBA.M

Maitre de conférences -B-(Univ-Djelfa).

Année Universitaire : 2020/2021



الجمهورية الجزائرية الديمقراطية الشعبية
République Algérienne Démocratique et Populaire
وزارة التعليم العالي و البحث العلمي

Ministère de l'Enseignement Supérieur et de la Recherche Scientifique

جامعة زيان عاشور-الجلفة

Université Ziane Achour -Djelfa

كلية علوم الطبيعة و الحياة

Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie

قسم العلوم البيولوجية

Département de Biologie

Projet de fin d'étude

En vue de l'obtention du Diplôme de Master en Biologie

Spécialité: Parasitologie

Thème:

Etude bibliographique de quelques endoparasites des ovins en Algérie

Présenté par : M^{lle}. ABDELBAKI Naima

M^{lle}. FARAH Nada Nour

Soutenu devant le jury :

Président : M^{me} SBAA.B

Maitre de conférences -B-(Univ-Djelfa).

Promoteur : M^r BENMADANI.S

Maitre de conférences -B-(Univ-Djelfa).

Examineurs: M^{lle} GUERZOU.A

Professeur (Univ-Djelfa).

M^r BOURAGBA.M

Maitre de conférences -B-(Univ-Djelfa).

Année Universitaire : 2020/2021

Remerciements

Avant tout nous remercions Dieu de nous avoir donné le courage, la patience et la chance d'étudier et de suivre le chemin de la science.

Au terme de la rédaction de ce mémoire, c'est un devoir agréable d'exprimer en quelques lignes la reconnaissance que nous devons à tous ceux qui ont contribué de loin ou de près à l'élaboration de ce travail, qu'ils trouvent ici mes vifs respect et ma profonde gratitude.

Mes vifs remerciements sont d'abord adressés à mon promoteur Mr BENMADANI.S maître de conférences B à la faculté des sciences de la nature et de la vie à l'université Ziane Achour (Djelfa) qui m'a honoré de guider ce travail.

Collaborer à son enrichissement, par ses directions judicieuses et son soutien constant

Ainsi qu'à tous les professeurs qui au cours de ma scolarité du primaire au master m'ont fait aimer les sciences

Nos remerciements s'adressent aussi à Messieurs les membres de jury qui ont acceptés d'examiner ce travail.

Dédicace

Merci a mes parents pour m'avoir donné le gout et l'ambition de faire des études.

A la femme qui a souffert sans me laisser souffrir, qu'n'a épargné aucun effort pour ma rendre heureuse : mon adorable mère Naima.

A mon très chère père Bachir : tu as toujours été a mes cotés pour me soutenir et m'encourager. Que se travail traduit ma gratitude et mon affection.

A ma chère sœur Bouchra qui n'a pas cessé de me conseiller et soutenir tout au long de mes études. Que dieu vous protège et vous offre la chance et le bonheur.

A ma meilleure amie, ma deuxième sœur Hadjer Etter qui partagé avec moi tous les moments d'émotions durant les années de mes études

A mes chère frères Ali, Abderahman, Ayoub et Younes source de joie et de bonheur

A mon cousin le vétérinaire Telli Taha pour ses aide et ses conseilles

A tout ma famille source d'espoir et motivation

A mes chère amies SELMA , FATNA et DALLEL

A Naima chère amie avant d'être binôme pour sa soutien moral, sa patience et sa compréhension tout au long de ce projet.

A tous mes amis de promotion de 2 eme année master en Parasitologie

A toute personne qui occupe une place dans mon cœur.

FARAH NADA NOUR.

Dédicace

Je dédie ce travail :

*A mes très chers parents : Abdelbaki Abdelbaki et Messoudi. M qui m'ont
Toujours encouragée sans cesse pour ma réussite, je souhaite qu'ils trouvent
Toutes mes reconnaissances dans ce travail*

A mes chères sœurs qui sont souvent à mes côtés :

Nadia Hanane. Ahlem.

Et mon frère Mustafa et dédicace spécial pour mon bras droit mon frère
Ahmed

A mes meilleures amies qui ont toujours été là pour moi : Farah Nada
Nour et Nadjat AMRAOUI

A tous ceux qui m'aiment et que j'aime.

ABDELBAKI NAIMA.

Sommaire

Sommaire	F
Liste des abréviations	K
Liste des figures	L
Liste des Tableaux.....	Q
1.1 -Taxonomie.....	4
1.2 -Morphologie et Anatomie du mouton	5
1.3 -Effectif et répartition géographique de cheptel ovine	7
1.4 - Systèmes d'élevage en Algérie	10
1.4.1 -Systèmes extensif.....	11
1.4.2 -Systèmes semi-intensif.....	11
1.4.3 - Système intensif	11
1.5 -Alimentation.....	11
1.5.1 -Type d'aliments	12
1.5.1.1 -Fourrage	12
1.5.1.2 - Les aliments concentrés	12
1.6 - Reproduction	12
1.6.1 -Chez la brebis.....	12
1.6.2 -Chez le bélier	12
1.7 -Bâtiment d'élevage.....	13
1.8 -Présentation des races ovines Algériennes	13
1.8.1 -La race Ouled Djellal	13
1.8.2 - Race hamra.....	14
1.8.3 - Race Rembi.....	15
1.8.3.1 -Caractéristique de la race Rumbi :	15
1.9 - Les «races» secondaires	16
1.9.1 -D'men	16
1.9.2 -Race Berbère	17
1.9.3 - Race Barbarine.....	18

Sommaire

1.9.4	- Race Sidaou :	19
2	-les protozoaires	21
2.1	-Généralité sur les protozoaires	21
2.2	- Etude épidémiologiques des protozoaires	22
2.2.1	-Le genre <i>Trypanosoma</i>	22
2.2.1.1	-Classification de l'agent pathogène	22
2.2.1.2	- Pouvoir pathogène et symptômes :	22
2.2.1.3	- Cycle évolutif de l'agent pathogène	24
2.2.2	- Le genre <i>Eimeria</i>	25
2.2.2.1	- Classification de l'agent pathogène	25
2.2.2.2	-Pouvoir pathogène et symptômes	26
2.2.2.3	- Cycle évolutif de l'agent pathogène	26
2.2.3	- Le genre <i>cryptosporidium</i>	27
2.2.3.1	- Classification de l'agent pathogène:	27
2.2.3.2	- Pouvoir pathogène et symptômes	28
2.2.3.3	-Cycle de vie de l'agent pathogène	29
2.3	-Etude épidémiologiques des helminthes	31
2.3.1	-Les plathelminthes	31
2.3.1.1	-Les trématodes :	31
2.3.1.1.1	-Le genre <i>Fasciola</i>	31
2.3.1.1.1.1	-Classification de l'agent pathogène	31
2.3.1.1.2	- Pouvoir pathogène et symptômes :	32
2.3.1.1.3	-Le cycle évolutif de l'agent pathogène	33
2.3.1.2	.Les cestodes	35
2.3.1.2.1	-Genre <i>Moneizia</i>	35
2.3.1.2.1.1	-Classification de l'agent pathogène	35
2.3.1.2.1.2	-Pouvoir pathogène et symptômes	35
2.3.1.2.1.3	.-Le cycle évolutif e l'agent pathogène	35
2.3.1.2.2	-Le genre <i>Echinococcus</i>	36
2.3.1.2.2.1	-Classification de l'agent pathogène	36
2.3.1.2.2.2	-Pouvoir pathogène et symptômes	36

Sommaire

2.3.1.2.2.3	-Le cycle de vie	37
2.3.2	-Les nématodes.....	39
2.3.3	-Le genre <i>Haemonchys</i>	39
2.3.3.1	-Classification de l'agent pathogène.....	39
2.3.3.2	-Pouvoir pathogène et symptômes.....	39
2.3.3.3	-Cycle évolutif de l'agent pathogène.....	40
2.3.4	.Le genre <i>Trichostongylus</i>	42
2.3.4.1	-Classification de l'agent pathogène.....	42
2.3.4.2	- Pouvoir pathogène et symptômes.....	42
2.3.4.3	. Cycle de vie	43
2.3.5	-Le genre <i>Nématodirus</i>	44
2.3.5.1	-Classification de l'agent pathogène.....	44
2.3.5.2	- Pouvoir pathogène et symptômes.....	44
2.3.5.3	- Cycle de vie.....	45
2.3.6	-Le genre <i>Ostertagia</i>	46
2.3.6.1	-Classification de l'agent pathogène.....	46
2.3.6.2	- Pouvoirs pathogène et symptômes	46
2.3.6.3	-Cycle de vie	47
2.3.7	-Le genre <i>Bunostomum</i> :	47
2.3.7.1	-Classification de l'agent pathogène.....	47
2.3.7.2	- Pouvoir pathogène et symptômes.....	47
2.3.7.3	-Le cycle évolutif de l'agent pathogène	48
2.3.8	-Le genre <i>Cooperia</i>	49
2.3.8.1	-Classification de l'agent pathogène.....	49
2.3.8.2	.Pouvoir pathogène et symptômes :.....	49
2.3.8.3	-Cycle évolutif de l'agent pathogène.....	50
2.3.9	-Le genre <i>Strogloides</i>	50
2.3.9.1	-Classification de l'agent pathogène.....	50
2.3.9.2	-Pouvoir pathogène et symptômes.....	50
2.3.9.3	-Cycle évolutif de l'agent pathogène.....	51
2.3.10	-Le genre <i>Trichuris</i>	53

Sommaire

2.3.10.1	-Classification de l'agent pathogène	53
2.3.10.2	-Pouvoir pathogène et symptômes	53
2.3.10.3	Cycle de vie.....	55
2.3.11	-Le genre <i>Oesophagotomum</i>	55
2.3.11.1	.Classification de l'agent pathogène	55
2.3.11.2	.Pouvoir pathogène et symptômes	55
2.3.11.3	-Cycle de vie.....	57
3	.Les endoparasites des ovins en Algérie	59
	.Caractéristiques géographique de région de l'étude.....	66
4	. Compte d'œufs dans les fèces.....	67
5	.Matérielles et méthodes	67
5.1	-Prélèvement et conservation des fèces	67
5.2	-Coprologie	69
5.2.1	Coprosopie.....	69
5.2.1.1	-Flottaison	69
5.2.1.2	-Méthode de sédimentation	71
5.2.1.3	-Méthode McMaster	72
6	-Coproculture	73
	Définition	73
6.1.1	Méthode de Baerman	73
6.1.2	-Diagnose des larves L3	75
6.2	.L'hématocrite.....	77
7	-Mesures préventives et traitement	78
7.1	-Anti protozoaire.....	78
7.2	Anthelminthique	79
7.2.1	-Utilisations des anthelminthique.....	79
7.2.1.1	-Traitements préventifs sont de deux types	79
7.2.2	-L'alimentation et utilisation des plantes a tanins.....	80
7.2.3	-Interventions sur le pâturage	80
7.2.4	- La lutte biologique	81
7.3	Médicaments (anthelminthiques) pour usage ovin.....	81

Sommaire

7.3.1	Les benzimidazoles	81
7.3.2	Les imidazothiazoles	81
7.3.3	-Lactones macrocycliques	82
7.3.4	-Les lactones macrocycliques.....	82

Liste des abréviations

L1	Larve de premier stade
L2	Larve de deuxième stade
L3	Larve de troisième stade
HD	Hôte définitive
HI	Hôte intermédiaires
GPI	Parasites gastriques intestinaux
Sp	Epithète utilisé quand le genre parasite est connu mais l'espece n'est pas déterminée
Fig	Figure
Tab	Tableau
Nacl	Chlorure de sodum
EA	Echinococcose alvéolaire
PE	Echinococcose poly kystique
Trs	Tours
µm	Micromètre

Liste des figures

N°	Titre des pages	Pages
01	Morphologie du mouton	06
02	Système reproducteur de la brebis	07
03	Système reproducteur du bélier	07
04	La répartition géographique des races ovines en Algérie	10
05	Ovin de race Ouled Djellel	14
06	Race Beni-Ighil	15
07	Race Rembi	16
08	Race D'men	16
09	Race Berbère	17
10	Race Barbarine	18
11	Race Sidaou	19
12	Morphologie de Trypanosomes	22
13	T.vivax dans le sang des mammifères	23
14	T.congelense dans le sang des mammifères	23
15	La glossine adulte	23
16	Le cycle évolutif de	24

Liste des figures

	Trypanosoma spp	
17	Oocyste sporulée de l'espèce E.carandalis	25
18	Oocyste sporulée de l'espèce E.oviniodalis	25
19	Cycle évolutif d'Eimeria spp	27
20	Oocyste de cryptosporuim spp	28
21	Cryptosporuim spp dans l'épithelium intestinal d'un mouton	29
22	Oocyste de cryptosporuim spp dans les selles	30
23	Cycle evolutif de cryptosporuim spp	30
24	L'œuf de Fasciola hepatica	31
25	Fasciola hepatica adulte	32
26	Les formes larvaires de Fasciola hepatica développantes dans la limnée	34
27	Métacercaire de Fasciola hepatica	34
28	L'œuf de Moneizia spp	35
29	Morphologie de la larve Echinococcuse granulosus	38

Liste des figures

30	Morphologie de l'œuf de E.granulosus	38
31	Strongle de la caillette (Haemonchus contortus)	40
32	Morphologie de Trichostrongylus axei	43
33	Morphologie de œuf nematodirus	45
34	Morphologie vers adulte de nematodirus	45
35	Morphologie de Ostertagia ostertagia	46
36	Morphologie de Bunostomum trigonocephlum	48
37	Cooperia spp femelle adulte	49
38	Morphologie de adulte stronglyoides papillosus	51
39	Morphologie de l'œuf stronglyoides papillosus	51
40	Cycle évolutif de strongyloides spp	52
41	Morphologie de l'œuf Trichuris ovis	54
42	Morphologie d'adulte Trichuris ovis	54

Liste des figures

43	Morphologie adulte oesophagostomum colombianum	56
44	Morphologie œuf oesophagostomum colombianum	56
45	oesophagostomum colombianum dans l'intestin grele	57
46	Cycle évolutif oesophagostomum spp	58
47	Chabertoa ovina (L3)	60
48	Skrjabinema ovis	60
49	Dityocoulus fillaria	61
50	Marshallagia marshalli	61
51	Comparaison des prévalences des parasites identifiés dans différents fermes chez les agneaux	63
52	Comparaison des prévalences des parasites identifiés dans différents fermes chez les brebis	64
53	Distribution des stations climatiques	66
54	Prélevement des fèces rectum	68
55	Les méthodes de au cours du prélevement	69

Liste des figures

56	Protocole de la technique de flottaison	71
57	Appareil de Baerman	74
58	Materielle pour larvoscopie	
59	Duddigatonia flagrans	75

Liste des Tableaux

N°	Titres des tableaux	Pages
01	Taxonomie de l'espèce Ovis aries	04
02	Diversité du cheptel ovin	08
03	Clé de détermination es larves infectantes de nématodes rencontrés chez les ovins	76
04	Les antiprotozoaires	78



Introduction

Introduction

L'Algérie de par sa place géographique stratégique en Afrique et l'hétérogénéité des étages bioclimatiques, représente un capital naturel de biodiversité de la ressource génétique animale et végétale. Le cheptel ovin est présent presque sur tout le territoire algérien mais sa concentration est plus importante dans la partie nord du pays, avec toutefois une plus forte concentration dans la steppe et les hautes plaines semi arides céréalières (80% de l'effectif total). Il existe aussi des populations au Sahara, exploitant les ressources des oasis et des parcours désertiques (KERBOUA *et al.* 2003).

De toutes les espèces, l'ovin algérien fait preuve d'une grande diversité génétique ou ressource génétique se compose de plusieurs races bien adaptées à leurs milieux, dont leurs performances de production sont hétérogènes et leurs caractéristiques morphologiques sont aussi diverses qui semblent avoir une origine génétique différente et qui militent pour la mise en œuvre d'un travail d'identification de critères de sélection (BELAIB *et* DEKHIL, 2012).

L'élevage ovin algérien est en priorité destiné à la production de viande rouge, il est le principal fournisseur de viande rouge en Algérie. Les habitudes culinaires et religieuses ne font que la consommation en viande ovine. L'importance de l'élevage ovin en Algérie réside dans la richesse de ses ressources génétiques. Actuellement, ce cheptel est constitué d'au moins 9 «races» présentant diverses caractéristiques de résistance, de prolificité, de productivité de viande, de lait et de laine ainsi qu'une bonne adaptabilité en milieu aride ; steppique et saharien. (DJAOUT *et al.*, 2017).

L'élevage ovin est d'une importance économique dans le monde entier, ainsi que dans l'Algérie. C'est l'une des principales sources de Protéines animales essentielles à la nutrition humaine. En effet ; l'élevages ovines est considéré par la plupart des éleveurs en Algérie comme une richesse nationale, économique, traditionnel et même social qu'il faut la protégé de toute les difficultés qui ce pause en face les éleveurs et spécialement la santé des ovins qui peuvent être touché par différente espèces, que ce soit bactérienne, virale ou bien parasitaires.

Les parasites des ovins appartiennent à des taxons très éloignés tels que les acariens, les insectes, les nématodes, les cestodes et les trématodes. De ce fait, les cycles biologiques

Introduction


et épidémiologiques sont très diversifiés, il est de ce fait difficile, voire impossible de les retenir tous (GHARBI *et* DARGHOUTH. 2018).

Les parasites internes des ovins peuvent causer des signes cliniques pouvant engendrer dans les cas les plus graves la mort, mais surtout une baisse de production importante.(KOUHIL et BENCHIKH.,2018), retard de croissance, une perte de poids, Manque de production de lait et de laine, qui a conduit à une large Pertes économiques (MUZAFFAR ,*et al.* 2019).

L'objectif générale de notre travail est de cité et détailler les principales parasites internes des ovins et de proposer des méthodes d'application des mesures préventive appropriées et des traitements efficace pour protégé cette richesse nationale.

Notre présent mémoire se compose de trois chapitre dont le déroulement est se qui suite :

Le premier chapitre regroupe une synthèse bibliographique sur les ovins, ensuite le deuxième chapitre constitué des données bibliographiques sur les endoparasites des ovins, suivis par les méthodologies et les matérielles utilisée sur terrain et au laboratoire dans la troisième chapitre, et nous terminerons par une conclusion.



Chapitre I : Synthèse bibliographique sur les ovins

1.1 -Taxonomie

Selon FOURNIER (2006) ; le mouton (*ovis aries*) est un mammifère herbivore et ruminant. Appartient au phylum de chordata ; de classe de mammaalia , de l'ordre des *Artiodactyles*, de la famille des bovidés et de sous famille des caprinae et le genre *ovis*.(BEN HAMOUD. *et al*,2014).

Le terme mouton regroupe plusieurs genres qui sont des formes intermédiaires entre les moutons et les chèvres. (PIPER et RUVINSKI ,1997).

Les animaux de l'ordre Artiodactyles se caractérisent par nombre paire des orteils dans les pieds (BEN HAMOUDA *et al*. 2014)

La famille des Bovidae comporte 45 groupes classés en 09 sous famille, les animaux de cette famille sont caractérisés par la présence de cornes creuses, sans ramification et a croissance continue. (PIPER et RUVINSKI ,1997).

Selon JEAN-PIERRE (2014)

-Bélier : male entier ; mouton : male castré

-Brebis : femelle.

-Agneau.

-Agnelle (femelle de moins d'un an)

-antenaïse (femelle entre 1 et 2 ans)

Tableau n°1 : Taxonomie de l'espèce *Ovis aries* (linnaeus ;1758)

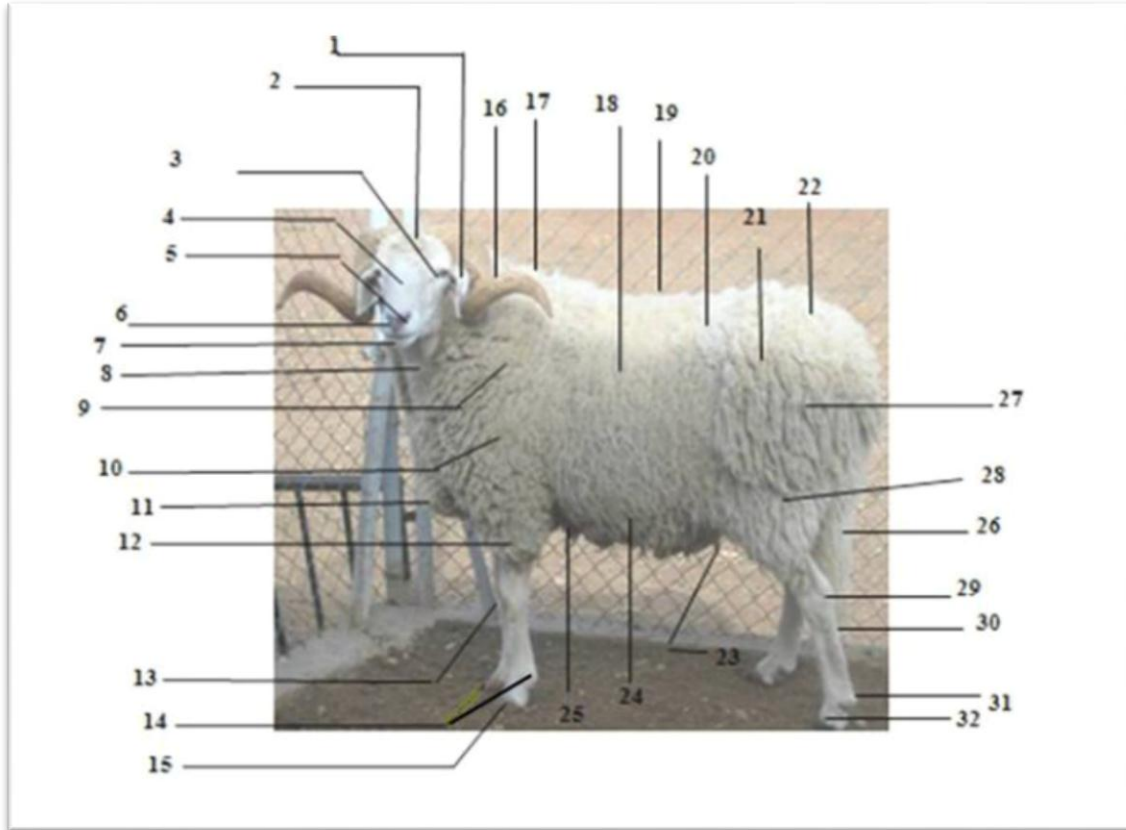
Règne	Animalia
Phylum	Chordata
Classe	Mammalia
Ordre	Artiodactyles
Famille	Bovidés
Genre	Ovis
Espèce	<i>Ovis aries</i>

1.2 -Morphologie et Anatomie du mouton

La morphologie signifie la forme et l'apparence extérieure de mouton. Le mouton a une taille moyenne, il pèse selon les races entre 65 et 110 kg. Son corps est trapu et recouverte d'une épaisse toison appelée laine. La tête pourvue ou non de toison selon la race et seule le male qui possède des cornes (FOURNIER, 2006).queue courte ou longue ; lèvre mince ,mobiles préhensibles, corne spiralées triangulaire, annelées souvent présentes chez le male et quelque fois chez la femelle ,une paire de mamelles inguinales, pelage :toison ou laine ; jarre : poils courts, droit, raides, recouvrant la tête et les extrémités. Toison blanche, noire, brune ou rose (JEAN-PIERRE, 2014) .(Fig .01).

Il équipé une appareille locomoteur, et une appareille digestif compliqué bien adapté a la digestion, elle comprend la bouche, l'œsophage, l'estomac, l'intestin grêle, le rectum et l'anus (MEYER., *et al.* 2004). Son estomac comporte une panse, un réseau, un feuillet et un caillet (BOUHIER DE L'ECLUSE, 1960). Et aussi Une appareille génitale situé dans la cavité abdominale, peut être divisé en six parties principales: la vulve, le vagin, le col de l'utérus, l'utérus, l'oviducte et les ovaires Les dimensions du système reproducteur varient d'une brebis à l'autre (FRANCOIS, 2018).

Les testicules chez le male sont relativement volumineux et les ovaires chez la femelle sont situés au bord antérieur du pubis. (MEYER. *et al* , 2004).



1. Les oreilles	9. Le cou	17. Le garrot	25. L'ars
2. Le front	10. L'épaule	18. Les côtes	26. La queue
3. Les yeux	11. Le poitrail	19. Le dos	27. Le gigot
4. Le chanfrein	12. Avant-bras	20. Les reins	28. L'entrecuisse
5. Le bout du nez	13. Le genou	21. Les hanches	29. Le jarret
6. Les naseaux ou narines	14. Le boulet est entre le canon et le tendon en haut et le paturon en bas	22. La croupe	30. Les membres postérieurs
7. La bouche	15. Les onglons	23. Le flanc	31. Ergot
8. La gorge	16. Les cornes	24. Le ventre	32. Pied

Figure n° 1: Morphologie du mouton (EL BOUYAHIAOUI .2017).

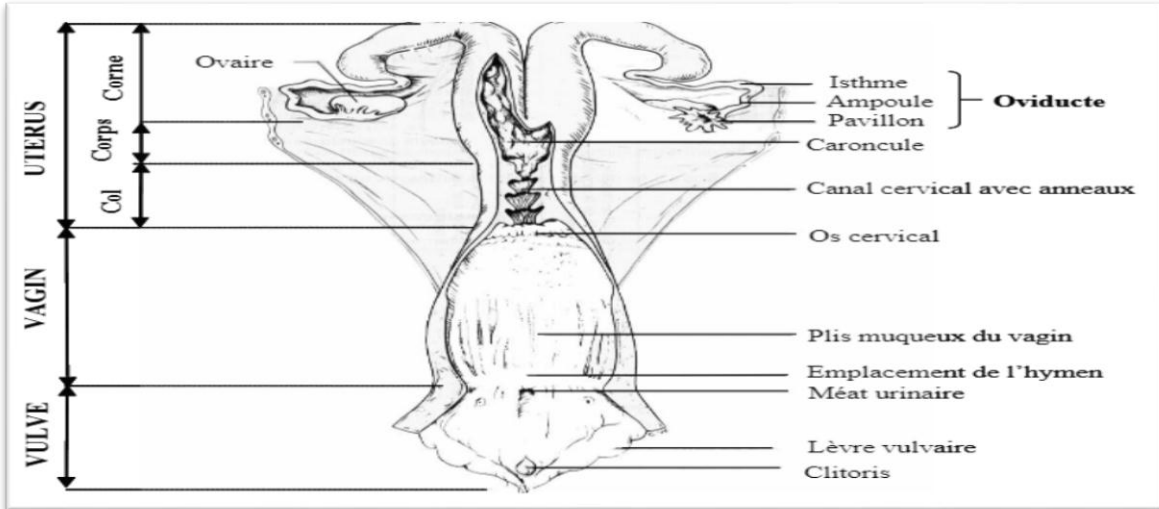


Figure n°2 : Système reproducteur de la brebis (BARONE,2010).

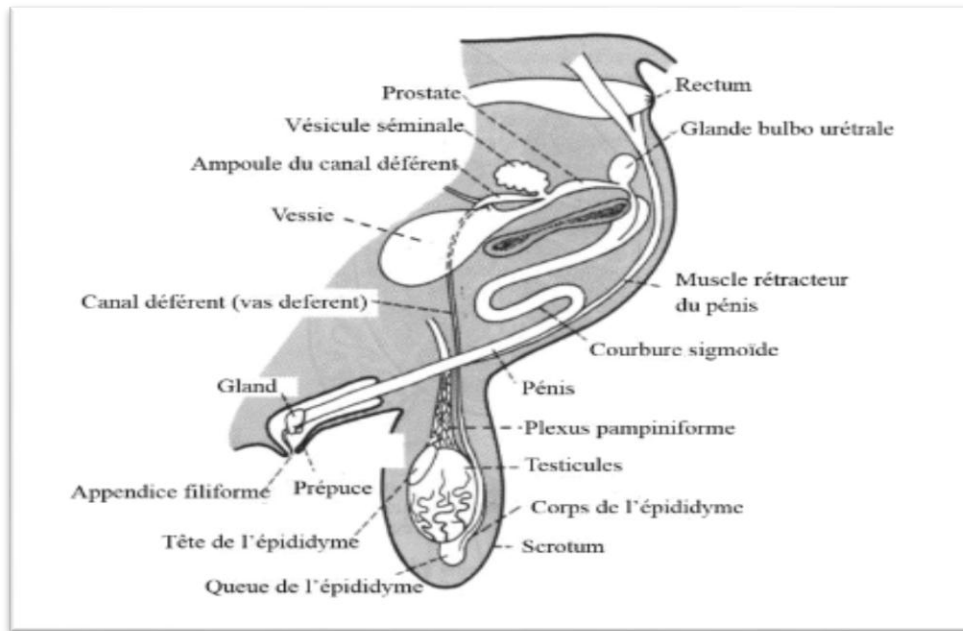


Figure n°3 : Système reproducteur du bélier (EVANS et MAXWELL, 1987).

1.3 -Effectif et répartition géographique de cheptel ovine

Les effectifs du cheptel ovin sont très difficiles à évaluer en Algérie en raison de l'insuffisance de données statistiques fiables. Toutefois, les derniers chiffres disponibles montrent que le cheptel ovin est estimé à 27 807 734 têtes (MADR/DSASI, 2014), il représente ainsi près de 79 % de l'effectif total du cheptel national..Outre son importance culturelle et historique, l'ovine algérien contribue à plus de 50% de la production nationale de viandes rouges et de 10

Chapitre I : Synthèse bibliographique sur les ovins

à 15% du produit intérieur brut agricole (MOULA.,2018)^b.et représente un pourcentage de 81% par rapport aux autres spéculations animales (BELAIB *et* DEKHIL ,2012).

Les ovins sont répartis sur toute la partie nord du pays, avec toutefois une plus forte concentration dans la steppe et les hautes plaines semi arides cérésières (80% de l'effectif total) ; il existe aussi des populations au Sahara, exploitant les ressources des oasis et des parcours désertiques (KERBOUA *.et al*, 2003).

Tableau n°02 : Diversité du cheptel ovin (KERBOUA *.et al*, 2003).

Races	Aire de répartition	Effectif	Part en %
<i>Ouled Djellal</i>	Steppe et hautes plaines	11.340.000	63
<i>Rembi</i>	Centre Est (Steppe et hautes plaines)	1.998.000	11.1
<i>Hamra ou BeniGuil</i>	Ouest de Saida et limites zones Sud	55.800	0.31
<i>Berbère</i>	Massifs montagneux du Nord de l'Algérie	4.500.000	25
<i>Barbarin</i>	Erg oriental sur frontières tunisiennes	48.600	0.27
<i>D'men</i>	Oasis du sud Ouest algérien	34.200	0.19
<i>Sidahou</i>	Le grand Sahara Algérien	23.400	0.13

Ouled Djellal : couvrant 63% du territoire pastorale Algérien (AISSAOUI. *et al*, 2004).

El-Hamra : la deuxième race en importance, avec 25% de l'effectif nationale ; et est élevée traditionnellement dans les massifs montagneux du nord Algérien. (MOULA, 2018)^a.

Le Rembi avec l'effectif 11% du cheptel national, et localisée exclusivement dans les régions de l'Ouarsenis et des monts de Tiart. (MOULA., 2018)^a.

Chapitre I : Synthèse bibliographique sur les ovins

Barbarine, D'men, Hamra, sidahou représentent moins de 1% de cheptel national.(MOULA., 2018) ^a.

D'men localise dans sud-ouest algérien jusqu'a Ourgla (LAKHDARI.*et al*,2015).

Sidaou localisation dans les pays sud de l'Algerie. (AFRI-BOUZEBDA *et al* .,2018).

Bérbere elle est localisée dans les montagnes de Bouhdjar et de Souk-ahras .(AFRI-BOUZEBDA *.et al* ,2018). (Fig.4).

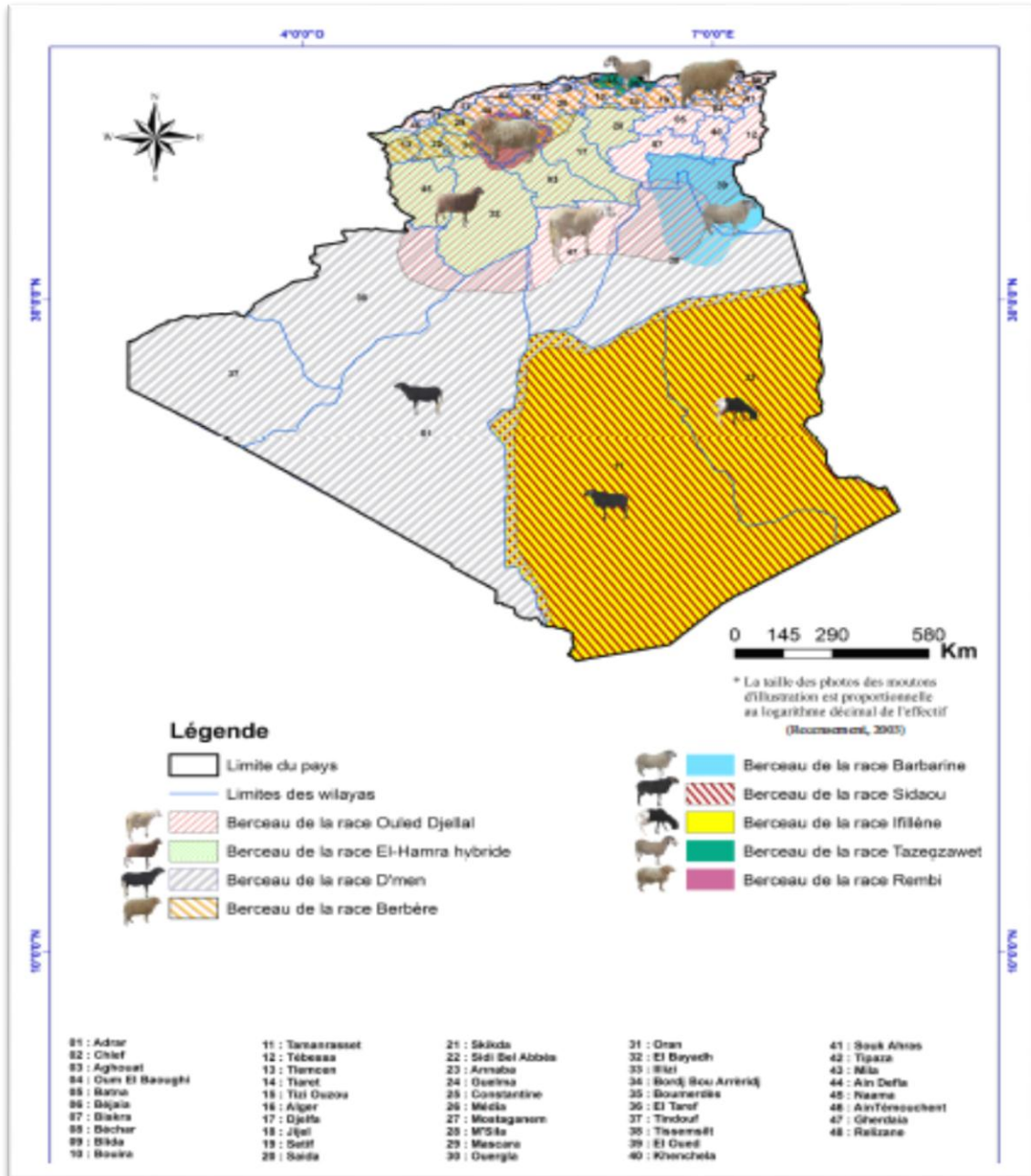


Figure n°4 : La répartition géographique des races ovines en Algérie (MEYER *et al*, 2004).

1.4 - Systèmes d'élevage en Algérie

L'étude des systèmes de production s'est essentiellement limitée au bovin, à l'ovin et à l'aviculture industrielle et à moindre degré, le caprin et l'apiculture. Elle ne s'est pas étendue à l'ensemble des espèces et types génétiques, ni à toutes les zones concernées par l'élevage. Les données disponibles permettent de rassembler les nombreux modèles existants en trois grands

types qui se différencient principalement par leur niveau de consommation des intrants et par le matériel génétique utilisé. (KERBOUA *et al*, 2003).

1.4.1 -Systèmes extensif

En élevage dits extensifs, caractérisés par une densité faible d'animaux au pâturage (DESTREZ *et al*. 2014), elle se caractérise par sa forte dépendance vis-à-vis de la végétation naturelle très ligneuse et donc demeure très influencé par les conditions climatiques (HARKAT et LAFRI. 2007). Ce système ,implanté dans les zones arides ou semi-arides, est caractéristique de la société nomade pratiquant des mouvements de transhumance avec une utilisation extensive des parcours sur de longues distance et un usage de terres dont l'accée est plus ou moins réglementé et collectif. Ainsi, l'alimentation des ovins est largement basée sur la valorisation des unités fourragères gratuites. (RONDIA.2006).

1.4.2 -Systèmes semi-intensif

Ce type d'élevage est caractérisé par une utilisation modérée d'intrants, essentiellement représentés par les aliments et les produits vétérinaires. Sa localisation spatiale rejoint celle des grandes régions de culture vu son imbrication dans les systèmes cultureux dont il valorise les sous-produits et auxquels il fournit le fumier (KERBOUA *et al*, 2003).

1.4.3 - Système intensif

En dit intensif ou la densité d'animaux est importante (DESTREZ, *et al*. 2014) Grand consommateur d'intrants, ce système qui utilise le matériel génétique introduit, excepté pour l'espèce ovine, est basé sur l'achat d'aliments, l'utilisation courante des produits vétérinaires et le recours à la main d'œuvre salariée. (KERBOUA. *et al*, 2003).

1.5 -Alimentation

L'alimentation est, d'une façon générale, l'un des principaux facteurs conditionnant la production animale (CAJA et GARGOURI.1995). Selon HADBAOUI *et al* (2020) Les ovins se nourrissent essentiellement de végétaux, l'animale doit consommer la quantité d'aliments nécessaire pour couvrir ses besoins cette quantité appelée la ration. Globalement, la plus grande part du ratio des animaux est couverte par les aliments concentrés et les fourrages.

1.5.1 -Type d'aliments

1.5.1.1 -Fourrage

Aliment végétal de base tant pour les herbivores poly gastriques (ruminants), en distingue deux grande type de fourrage, fourrage vert et fourrage concentré.

Le fourrage vert a un valeur alimentaire très variable d'une espèce a l'autre, notamment en fonction de l'âge de la plante (JEAN-PIERRE. 2014).

1.5.1.2 - Les aliments concentrés

Fourrage obtenu par dessiccation de l'herbe au soleil ou en grange, moins énergétique mais plus riche en cellulose brute que l'herbe, en distingue les grains et les tourteaux rose (JEAN-PIERRE.2014).

Les ressources alimentaires pâturable (parcours, fourrages vert, chaumes, céréales sinistrées et jachères) on une disponibilité saisonnière, d autre part, les aliments concentrés et les fourrages secs (foin et pailles) peuvent être distribués tout au long de l'année selon les besoins (HADBAOUI *et al.* 2020).

1.6 - Reproduction

1.6.1 -Chez la brebis

a) Puberté : on définit la puberté comme étant l'âge ou l'animal devient apte a produire des gamètes fécondants.il peut alors être mis a la reproduction (DUDUENT.,2012). L'âge approximatif de la puberté : 5-9 mois ; le meilleure critère pour connaitre l'âge de la puberté est le poids corporel(VAISSAIRE.2014).

b) cycle sexuel: le cycle sexuel chez le brebis est divisé en 02 phases ; phase folliculaire et lutéale ; est en moyenne de 17 jours et peut varie entre 14 et 19 jours selon la race ; l'âge, les individus et la période de l'année (FRANCOIS.2018) se traduit par un ensembles de modification : production de gamètes ; production d'hormones qui interviennent sur le cycle, le brebis devient plus agressive elle recherche le male.(DUDUENT.2012).

1.6.2 -Chez le bélier

Puberté : dés cette étape, l'animal est capable de produire des gamètes fécondant ; elle apparait entre 6 et 9 mois. (DUDUENT.2012).

Production du sperme : la production du sperme est continue et proportionnelle au poids des testicules, elle est fonction : de l'âge, de la saison ; et de l'état de santé (DUDUENT.2012). La production de sperme est maximale en automne et hiver (JEAN-PIERRE. 2014).

1.7 -Bâtiment d'élevage

Selon DUDUENT (2012), le logement joue un rôle capital dans la conduite d'un troupeau. Pour les troupeaux de bergerie et semi-bergerie, la construction d'un bâtiment est indispensable. Il faut répondre à de nombreuses normes.

Pour que le bâtiment réponde au mieux au besoin des animaux il faut tenir compte :

- La région et climat
- La nature de sol
- L'implantation et de son environnement
- La nature des matériaux
- La densité des animaux
- La ventilation
- L'isolation
- l'éclairage et de l'hygiène.

1.8 -Présentation des races ovines Algériennes

Il existe en Algérie deux types de races principale et secondaire .Les «races» principales représentée par : Ouled-Djellal, Hamra, Rembi et Taâdmit . Les «races» secondaires : D'man, Sidaou, Berbère et Barbarine

1.8.1 -La race Ouled Djellal

Historiquement, elle aurait été introduite par les Ben-Hillal venus en Algérie au XI^{ème} siècle du Hidjaz (Arabie) en passant par la haute Egypte sous le Khalifa des Fatimides. La Ouled Djellal encore appelée la race Blanche, est la plus importante race ovine algérienne (AISSAOUI *et al*, 2004).

Elle se caractérise par un corps longiligne, haut sur pattes ; sa laine est blanche, fine, le ventre et le dessous du cou sont nus, les cornes du mâle sont moyennes, spiralées et qui peuvent être présentes chez les brebis.(MEFTI KORTEBY. *et al* .2016).(Fig.5)



Figure n°5 : Ovin de race ouled djellel (DJAOUT. ,2014).

1.8.2 - Race hamra

Il est dite "Deghma" est autochtone d'Algérie, elle est dite Beni-Ighil au Maroc (haut atlas marocain) où elle est élevée par la tribu Béni-Ighil d'où elle tire son nom. Mais en Algérie cette race est connue sous le nom "Deghma" à cause de sa couleur rouge foncée. Phénotypiquement, La race El Hamra a une conformation idéale de mouton à viande, ce dernier est de petit taille, sa tête et ses pattes sont marron foncé, sa langue est de couleur bleu noirâtre, sa laine est blanche, ses cornes spiralées, et sa queue est fine et de longueur moyenne. (RAHAL. *et al*, 2011) et est connue pour sa résistance aux conditions steppiques (froid hivernal, vent violent et chaleur estivale). •et est connue par la finesse de son ossature et la rondeur de ses lignes (Gigots et cotes). Elle était très prisée pour la qualité de sa viande tendre et savoureuse (LAKHDARI. *et al*, 2015).(Fig 6.)

Selon le degré de la couleur brune de la tête et des membres de cette race, nous avons enregistré trois types : Acajou foncé presque noire, Acajou foncé et Acajou claire (FELIACHI *et al.*, 2003).



Figure n°6 : Race Beni-Ighil (CRSTRA , 2011).

1.8.3 - Race Rembi

Historiquement, la Rembi occupait presque toute la steppe de l'Est à l'Ouest du pays et présente une meilleure adaptation à la steppe et parcours de montagne par rapport à la race Ouled-Djellal grâce à sa grande rusticité. (CHELLIG, 1992) Ce mouton Rembi est particulièrement adapté aux régions de l'Ouarsenis et les monts de Tiaret. La race Rembi occupe la zone intermédiaire entre la race Ouled Djellal à l'Est et la race Hamra à l'Ouest (FELIACHI *et al.*, 2003). (Fig.7)

1.8.3.1 -Caractéristique de la race Rumbi

La race Rumbi a les mêmes caractéristiques que la race Ouled Djellal sauf la couleur des membres et de la tête qui est fauve. La brebis atteint la puberté à l'âge de 12 mois, et leur première mise bas se fait à l'âge de 17 à 18 mois (DJAOUT *et al.*, 2015).

Couleur :Pigmentée de brun mais la laine est blanche

Cornes : Spirales, massives, les oreilles moyennes tombantes.

Profil : Mince et moyen. (AnGR, 2003).

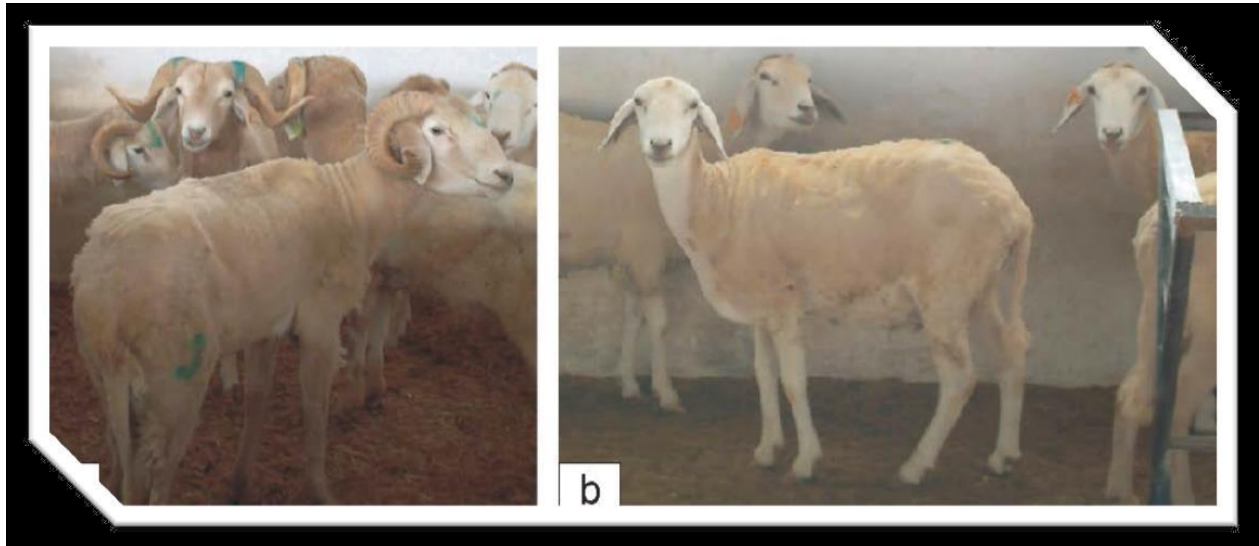


Figure n°7 : Race Rembi ((DJAOUT *et al*, 2015).

1.9 - Les «races» secondaires

1.9.1 -D'men

C'est une race saharienne des oasis du Sud-Ouest algérien (Erg. Occidental et Vallée de l'Oued Saoura) et du Sud marocain ; dans les palmeraies algériennes du Touat, du Tidikelt et du Gourara. (BOUIX et KADIRI., 1975).Caractérisée par sa prolificité élevée, sa très grande précocité et sa faculté à donner naissance à plusieurs agneaux. (MADRPM/DERD, 2005.)Deux agnelages annuels, très fréquemment gémellaires. La brebis peut avoir jusqu'à 5 agneaux en une seule portée. Et Race très rustique, supporte très bien les conditions sahariennes. (LAKHDARI *et al*,.2015). (Fig.8)



Figure n°8 : Race D'men (BOUCHIBA., 2017).

1.9.2 -Race Berbère

C'est la plus ancienne des «races» algériennes, dite "Berbère à laine azoulaï", c'est une race en voie d'extinction, elle est localisée dans les montagnes de Bouhadjar et de Souk Ahras, dans la région d'ElTarf, Annaba et au niveau des frontières Algéro-Tunisiennes et à Tlemcen(SAGNE, 1950) C'est un animal de petite taille à laine mécheuse blanc brillant (Azoulaï), robuste, de couleur généralement blanche, marron, peut être noire ou un mélange de couleur marron et blanc ou noir et blanc. La tête est courte, concave, fine avec des oreilles moyennes, fines et horizontales. (CHELLIG,1992)..La laine est longue et blanche parfois mélangée de marron et noire, non frisée, toison ouverte largement retombante. Selon les éleveurs, elle est bonne laitière. Le lait est utilisé pour la consommation familiale. (DJAOUT *et al.*, 2015.).Les éleveurs préfèrent cette race pour sa rusticité vis-à-vis des pathologies parasitaires et au froid. La qualité de la viande est médiocre (DJAOUT *et al.*2017).(Fig.9)



Figure n°9 : Race Berbère (DJAOUT,2013).

1.9.3 - Race Barbarine

La race Barbarine ou appelée race de Oued Souf (nommée "Guebliya") dans cette région présente actuellement des effectifs qui sont influencés par le développement de la race Ouled-Djellal dans cette région (DJAOUT ,*et al* .2017).

C'est une race caractérisée par une capacité à accumuler des réserves graisseuses dans la partie antérieure de sa queue, cette dernière représente une réserve d'énergie et d'eau métabolique, (perdent jusqu'à 40% de leur poids)c'est une forme de résistance et d'adaptation aux milieux désertiques et chauds . (LAKHDARI.2015)

Ils existent à l'intérieur de cette race deux groupes:

- Type à toison fermée semi-envahissante, c'est le type trouvé dans la région de Taleb El-Arbi (Oued Souf). Ces animaux de petite taille ont la laine blanche, la tête et les Membres peuvent être blancs, bruns, noirs ou pigmentés. (FELIACHI *et al.*, 2003).
- Type à toison ouverte à mèches longues et pointues (influence orientale), c'est le type Élevé dans l'ITELV de Saïda. Ces animaux de taille moyenne sont longilignes avec une laine presque envahissante qui couvre tout le corps. La tête et les membre sont blanches (CHELLIG,1992). (Fig.10)



Figure n°10 : La race Barbarine (DJAOUT,2015)

1.9.4 - Race Sidaou :

Cette race s'appelle aussi Targuia parce qu'elle est élevée par les Touaregs qui vivent au Sahara Race originaire du Mali,(DJAOUT,*et al* .2017). caractères par la présente une tête blanche dépourvue de laine avec des tâches noires autour des yeux, du museau, des extrémités des oreilles, des pattes et au niveau des articulations et Les cornes absentes chez la femelle et présentes chez le mâle mais avec une taille moins importante de celles de la race Sardi du Maroc (LAHLOU-KASSI., 1989) ; La laine est fermée à semi fermée. La hauteur au garrot de ces animaux varie de 70cm à 80cm avec un poids corporel de 50 à 70Kg. (CHELLIG, 1992). Et résistante au climat saharien et aux grandes marches c'est la seule espèce qui peut vivre sur les pâturages du grand Sahara. (AFRI-BOUZEBDA, *et al*. 2018).(Fig.11).



Figure n°11 : Race sidaou (CHEKKAL,2015).



**Chapitre II : Données bibliographiques sur
les endoparasites des ovins**

1. -les protozoaires

1.10 -Généralité sur les protozoaires

Selon DRGESCO., (1980), les protozoaires sont considérés comme représentant un véritable sous règne dans l'ensemble du règne animale, égalité avec le sous règne des métazoaires.

les protozoaires (=animaux primitif)(BEAUMONT et CASSIER., 2004) sont des organismes unicellulaires (BUI, 2007), microscopiques (1 à 100µm), mobiles à un stade au moins de leur développement dépourvus de chlorophylle, ils sont fondamentalement hétérotrophe et se nourrissant, selon l'espèce par osmose (formes parasitaires) ou par phagocytose (forme libres ou symbiotiques))(BEAUMONT et CASSIER., 2004) Se multiplie à l'intérieur de l'hôte, ils peuvent être à l'origine d'infections intestinales, tissulaires ou sanguines. (BUI, 2007).

Selon BEAUMONT et CASSIER., 2004 la reproduction chez les protozoaires le plus souvent par voie asexuée ; qui correspond à une fragmentation d'individu comporte une ou plusieurs mitoses :

- la division binaire
- la division multiple ou shizogonie
- la division bourgeon

La reproduction sexuée ; par la fusion de 2 cellules sexuelles complémentaires ou gamètes, cette fécondation engendre un œuf (zygote) diploïde.

Formes de résistance : enkystement

les spécialistes de la protozoologie considèrent que le monde des protozoaires ne forme pas un groupe naturel, mais un ensemble comprenant au moins 07 phylums : sarcomastigophora, labyrinthomorpha, Apicomplexa, Microspora, Ascetospora, Myxospora, Ciliophora. (LEVINE.,1980).

1.11 - Etude épidémiologiques des protozoaires

1.11.1 -Le genre *Trypanosoma*

1.11.1.1 -Classification de l'agent pathogène

Les trypanosomes appartient au phylum Protozoa, ordre :Kinetoplastida, famille : trypanosomatidae et le genre *Trypanosoma* (DAGNACHEW et BEZIE. ,2015).(Fig.12).

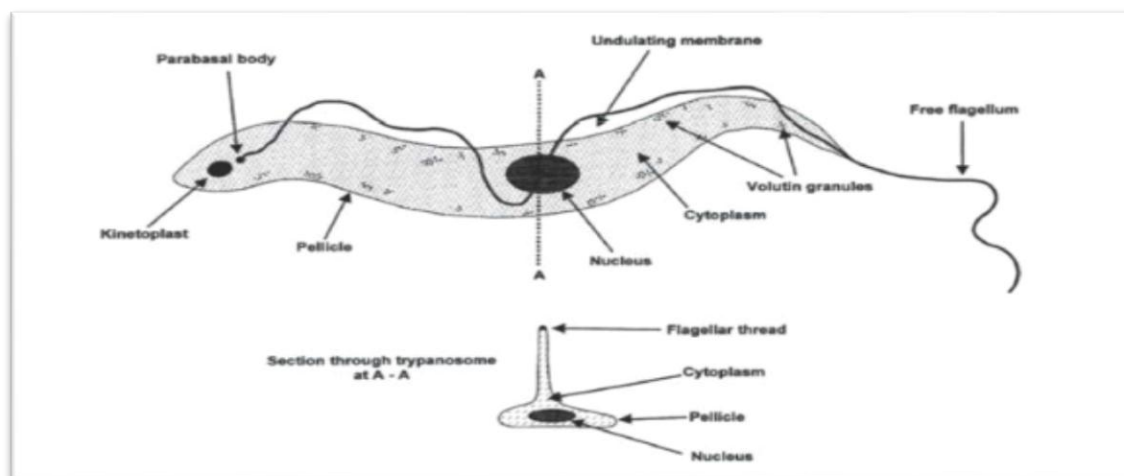


Figure n°12 : Morphologie de trypanosomes (DAGNACHEW et BEZIE. ,2015)

1.11.1.2 - Pouvoir pathogène et symptômes :

Les trypanosomes sont des flagellées, unicellulaire, appartient a la classe des kinetoplastida (FERVERS *et al.*2018). Causede la trypanosomose animale, les espèces les plus pathogènes dont *T.vivax*(Fig. 13)et *T. congelense* (Fig.14) sont des parasites de sang et parfois de tissu,ces derniers sont transmis par les glossines ou la mouche tsé-tsé qui sont des insectes diptères hématophage appartenant a la famille des Glossinidae, qui composé que du genre Glossina (Fig.15).*T.vivax* peut transmis mécaniquement par las Tabanidea ou Stomoxys (NIMPAYE *et al.*2011).L'infection par *T.congelense* et *vivax* chez les ovins est associée avec baisse de concentration de cholestérol et autre changements des les paramètres biochimique par exemple : plasma protéine et fer de sérum, le degré de modification de ces paramètres peut être une indication de la gravité de l'infection (KATUNGUKA *et al.*1999) ; associe avec fièvre, anémie, fertilité réduite, perte de poids et la mortalité(VOKATY *et al.* 1993).

Chapitre II : Données bibliographiques sur les endoparasites des ovins

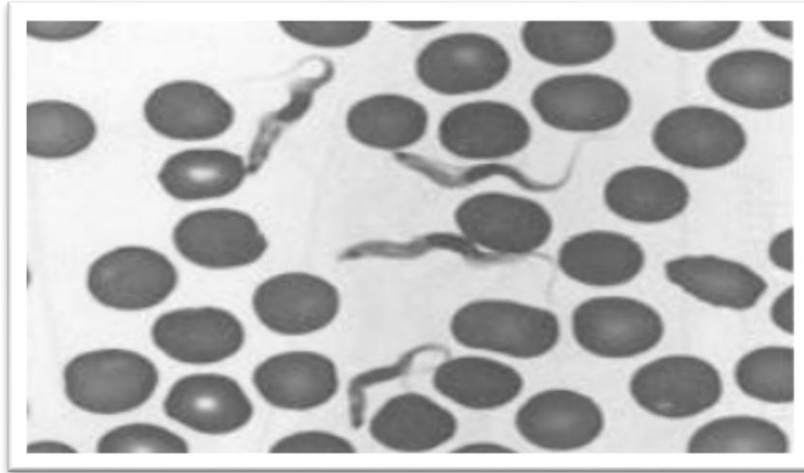


Figure n°13 : *T.vivax* dans le sang des mammifères (DAGNACHEW et BEZIE ,2015).

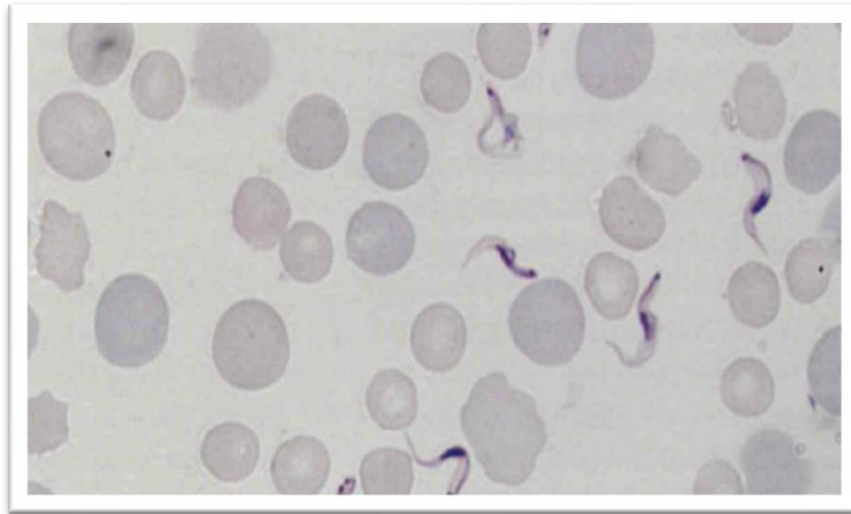


Figure n°14 : *T.congolense* dans le sang des mammifères (ROMAGNY.2019).



Figure n°15 : la glossine adulte (TALABANI et THIERRY.2011).

1.11.1.3 - Cycle évolutif de l'agent pathogène

Le parasite a un cycle de vie digénétique, passant entre des hôtes mammifères et des insectes vecteurs, et une série de forme de développement adaptées a chaque étape de cycle de vie (JACKSON *et al* 2015). La maladie est transmise par la mouche tsé-tsé suceuse de sang du genre *Glossina*. Les animaux sauvages infectés et les animaux domestiques, comme le bétail, sont les réservoirs de parasites qui causent des maladies chez l'homme les mouches deviennent infectieuses environ 21 jours après s'être nourries d'un animal infecté. La mouche ingère les trypanosomes lors d'un repas sanguin de l'animal infecté, après quoi les parasites subissent une série de changements morphologiques et biochimiques dans l'intestin médian antérieur de la mouche où l'infection est initialement établie. De longues formes parasitaires élancées produites dans l'intestin moyen se déplacent ensuite vers les glandes salivaires pour devenir des épimastigotes, qui se transforment alors en trypanosomes métacycliques infectieux à courte souche qui entrent par la blessure d'un individu mordu. Une lésion primaire lésion primaire connue sous le nom de chancre trypanosomal se développe habituellement de 5 à 15 jours plus tard au site de la morsure, peu après quoi les trypanosomes envahissent la circulation sanguine, les ganglions lymphatiques et d'autres tissus. (KENNEDY., 2004). (Fig.16).

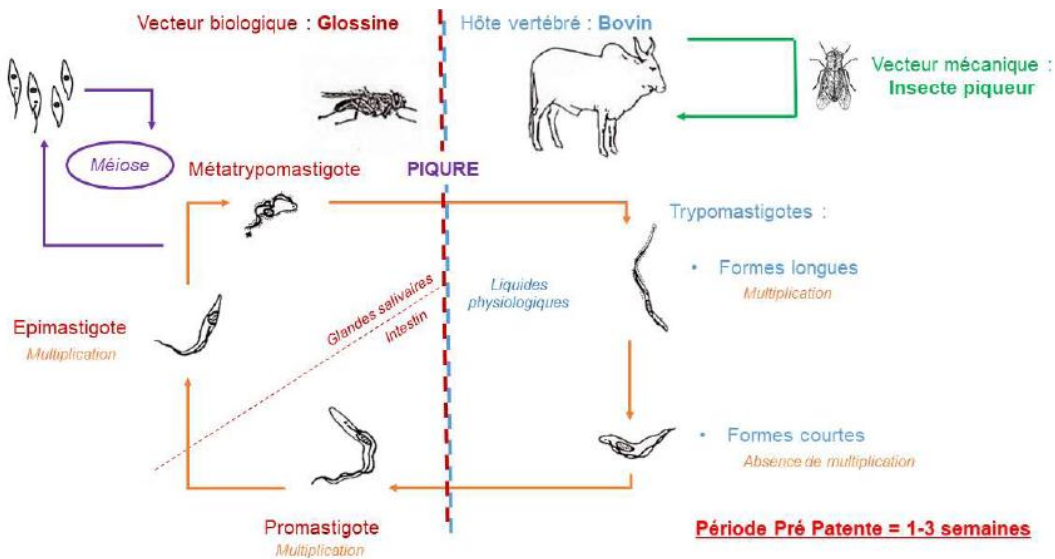


Figure n°16 : Le cycle évolutif de *Trypanosoma* spp (ROMAGNY.2019).

1.11.2 - Le genre *Eimeria*

1.11.2.1 - Classification de l'agent pathogène

Les coccidies ,l'agent pathogènes de la coccidiose , c'est un protozoaires appartient au phylum des Apicomplexa (VLADIMIR et PAKANDL.,2014) la classe des sporozoasida , la famille des Eimerride(ANDREWS.,2013) et le genre *Eimeria* (VLADIMIR et PAKANDL.,2014) on distingue 11 espèces infectant les ovins *E. ahsata*, *E.crandallis*, *E. faurei*, *E. gonzalezi*, *E. granulosa*, *E. intricata*, *E.ovinoidalis*,*E. ovina* , *E. parva*, *E. punctata*, and *E. weybridgensis*(FOREYT. ,1986)mais 02 sont les plus pathogènes *Eimeria.carndalis*(Fig.17)avec période prépatnte entre 15-20 jours et *Eimeria.ovinoidalis* (Fig.18), période prépatante entre 12-15 jours (ANDREWS.,2013).



Figure n°17 : Oocyste sporulée de l'espèce *E.crandallis* (CHARTIE. et PARAUD., 2012)

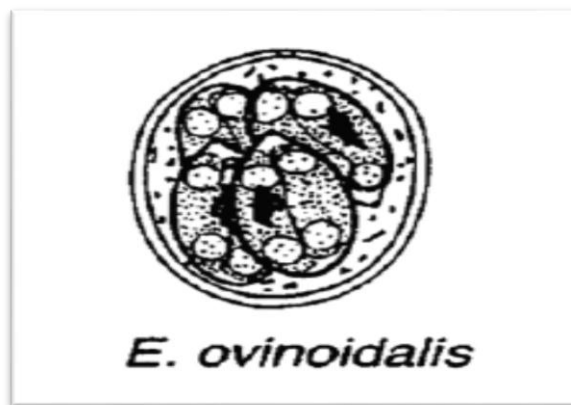


Figure n°18 : Oocyste sporulée de l'espece *E.ovinoidalis*(CHARTIE. et PARAUD ,2012)

1.11.2.2 -Pouvoir pathogène et symptômes

La coccidiose ovine, c'est une infection intestinale (OLMOS *et al.* 2020) touchent les petit ruminants (ANDREWS., 2013), les signes cliniques du coccidiose généralement observé chez les animaux jeunes (3-4 mois), cette infection est associée avec diarrhée et faible poids. Chez les adultes est asymptomatique par ce que ces animaux ont acquis l'immunité lors d'infection précédentes. Cependant, les adultes peuvent éliminer un grand nombre d'oocystes d'*Eimeria* dans l'environnement, devenant ainsi une source importante d'infection pour les animaux jeunes (OLMOS. *et al.*, 2020).La coccidiose a une importance économique et médicale et les infections coccidiennes des moutons ont été observées dans presque tous les élevages ovins du monde.(JAKHCHALI et GOLAM .,2008). SAIDI *et al* 2009 révéla la présence de genre *Eimeria* en Algérie.

1.11.2.3 - Cycle évolutif de l'agent pathogène

Le cycle de vie des espèces d'*Eimeria* est homoxène et ne nécessite qu'un seul hôte. Il comprend une phase exogène de maturation de l'oocyste (sporogonie), qui se déroule en dehors de l'hôte et une phase parasitaire endogène à l'intérieur de l'hôte avec une multiplication asexuée suivie d'une multiplication sexuée .Le potentiel de prolifération dans l'hôte est très élevé puisque, d'après un calcul théorique, chaque oocyste ingéré pourrait être à l'origine de 30 millions d'ookystes excrétés dans les matières fécales Les oocystes transmis par les fèces ne sont pas sporulés. Les oocystes sporulés se forment après 2-7 jours selon l'espèce d'*Eimeria* et le type de sol .Une fois ingérés par l'hôte, les oocystes subissent un processus d'excystation.Les sporozoïtes pénètrent dans une cellule épithéliale de l'intestin grêle pour se transformer en un schizonte. Deux cycles de multiplication asexuée (schizogonies)se produisent dans l'intestin grêle uniquement, ou dans l'intestin grêle puis les gros intestins, selon l'espèce d'*Eimeria*. Finalement, les schizozoïtes pénètrent dans les cellules épithéliales du gros intestin.(phase sexuelle ou gamogonie) qui conduit à la production de gamontes, de gamètes et ensuite d'oocystes non sporulés qui sont libérés avec les matières fécales(CHARTIE et PARAUD. ,2012). (Fig19).

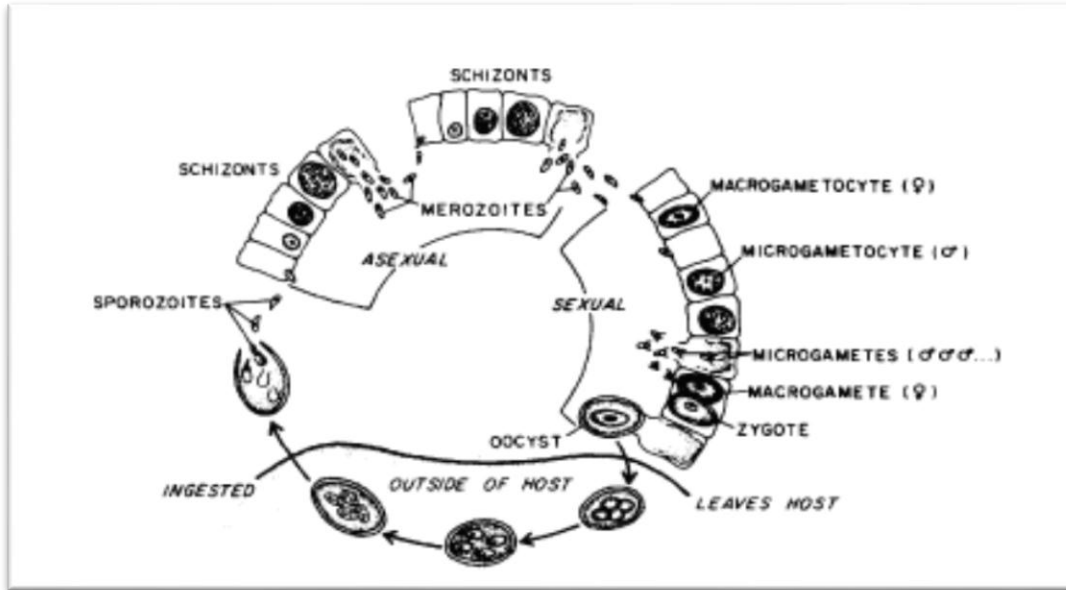


Figure n°19 : Cycle évolutif *Eimeria* spp (FOREYT., 1986)

1.11.3 - Le genre *cryptosporidium*

1.11.3.1 - Classification de l'agent pathogène:

Selon EGYED *et al.* 2003 le *cryptosporidium* appartient au :

Phylum :Apicomplexa

Classe :Sporozoasida

Sous-classe :Coccidiasina

Ordre :Eucoccidiorida

Sous-ordre : Eimeriorina

Famille : Cryptosporididae

Plusieurs espèces de *cryptosporidium* ont été identifiées chez les ovins, les espèces dominants étant *C.ubiquitum* ; *C.xiaoi* et *C.parvum*. (PEI *et al.*, 2015). (Fig.20).

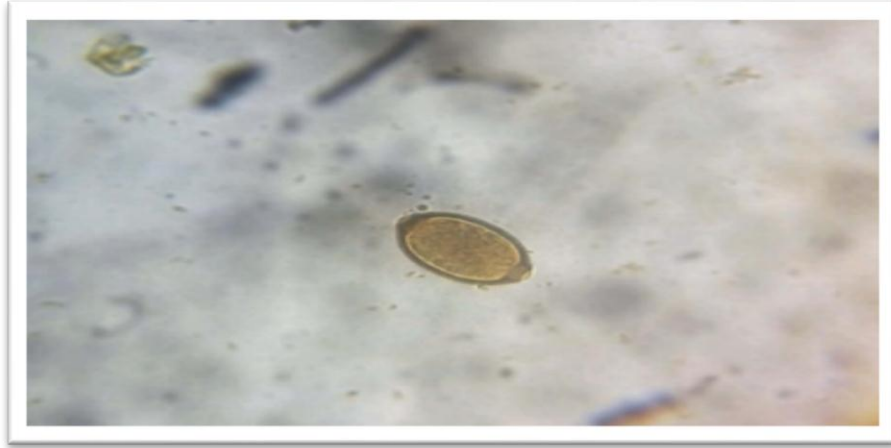


Figure n°20 : Ocyste de *cryptosporudium spp* (PATRA *et al.*,2020).

1.11.3.2 - Pouvoir pathogène et symptômes

Les cryptosporidies sont des parasites protozoaires intracellulaires et extra cytoplasmiques dont le cycle de vie est monoxéne. Il envahit la bordure des microvillosités de l'épithélium gastro-intestinal (Fig.21) et respiratoire d'un grand nombre d'espèces vertébrés.

Les principales manifestations cliniques sont l'apathie et la dépression, l'anorexie, les douleurs abdominales et surtout la diarrhée, accompagnée de l'excrétion d'un grand nombre d'oocystes infectieux. La conséquence est une perte de poids et retard de croissance pendant la première semaine de la vie (GOMEZ *et al.* 2005) entraînant des pertes économiques (PEI *et al.* .,2015).Selon BENHASSINE.,(2019) le genre *Cryptosporudium* est présent en Algérie.

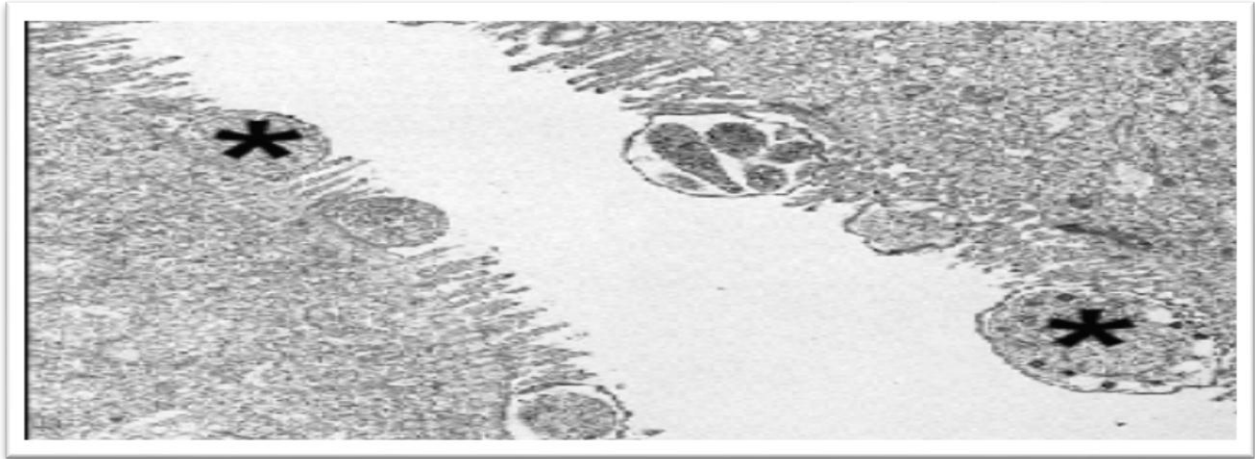


Figure n°21 :*Cryptosporidium* dans l'épithélium intestinal d'un mouton (The Ohio State University).

1.11.3.3 -Cycle de vie de l'agent pathogène

L'infection par *Cryptosporidium spp.* Commence par l'ingestion d'oocystes par une espèce hôte appropriée, suivie de l'excystation et des trois stades de reproduction (mérogonie, gamétogonie et sporogonie) chez le même hôte. Les parasites pénètrent la membrane des cellules épithéliales intestinales sans pénétrer dans le cytoplasme (développement épicyllulaire) où ils subissent plusieurs générations de mérogonie. Les parasites envahisseurs provoquent l'élargissement et la rupture de la membrane de la cellule hôte infectée après 48-72 heures, libérant des mérozoïtes mobiles qui suivent l'une des deux voies suivantes : infecter des cellules épithéliales fraîches et répéter une autre génération de mérogonie ou se différencier en gamètes sexuels et fusionner en zygotes, qui mûrissent en oocystes sporulés. Ces oocystes sortent des cellules infectées et sont excrétés avec les fèces de l'hôte (Fig.22), ou bien les sporozoïtes sont libérés des oocystes dans l'épithélium ou la lumière intestinale de l'hôte pour infecter de nouvelles cellules épithéliales (auto-infection) et commencer de nouveaux cycles de mérogonie et de gamétogonie Les oocystes rejetés dans l'environnement avec les fèces ne subissent pas de réplication ou de développement supplémentaire jusqu'à ce qu'ils soient ingérés par un nouvel hôte(Fig.23).(GAJADHAR *et al*, 2015).

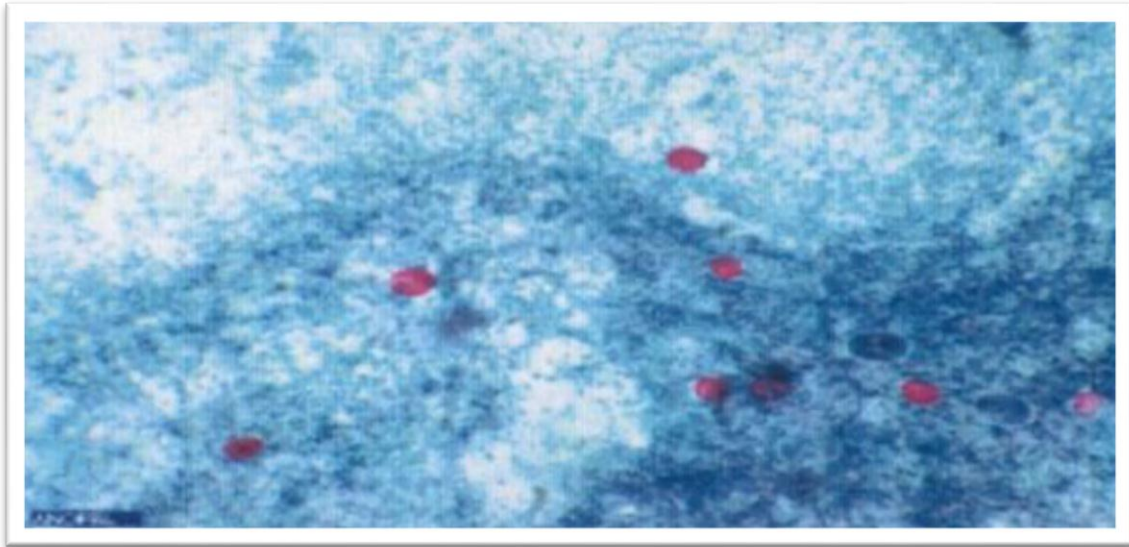


Figure n°22 : Oocyste de *cryptosporidium sp* dans les selles, coloration Ziehl-Nielsen*1000(ANOFEL).

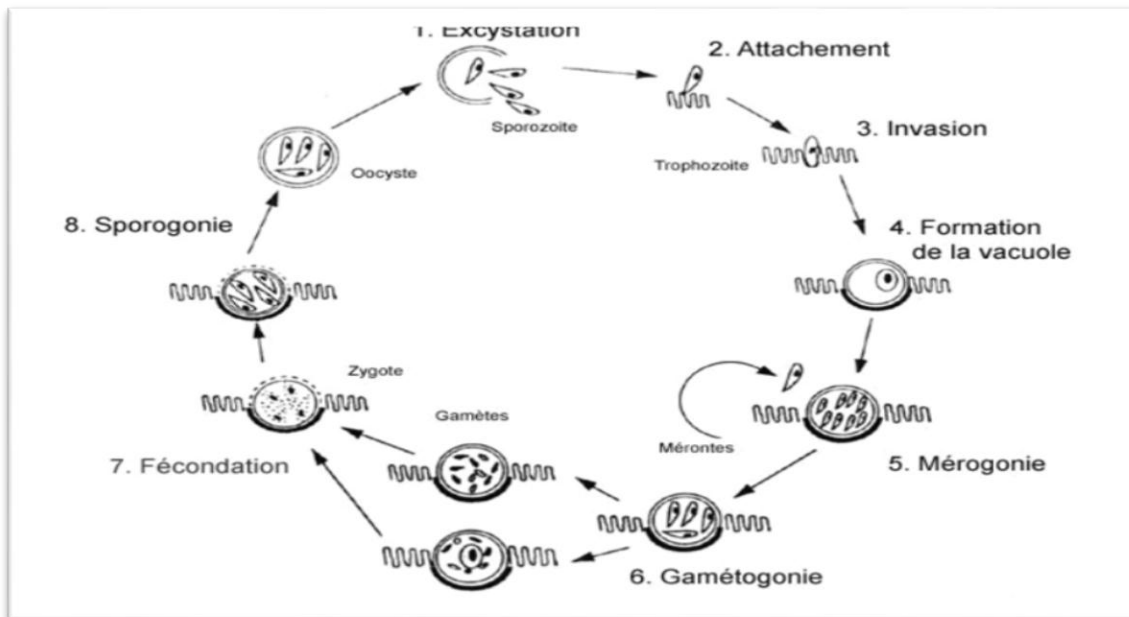


Figure n°23 : Cycle évolutif de *Cryptosporidium spp* (WARD et CEVALLOS.1998).

1.12 -Etude épidémiologiques des helminthes

1.12.1 -Les plathelminthes

Ou vers plats possèdent un abondant parenchyme ; leur tube digestif bien individualisé est bscindé en portions assurant des fonctions distinctes, mais la digestion est essentiellement intracellulaire ; cette embranchement comprend a coté de formes libres de dimensions réduite qui conservent l'architecteur primitive des plathelminthes, des formes parasites généralement de grande taille.(ANDREWS., 2004).

1.12.1.1 -Les trématodes :

1.12.1.1.1 -Le genre *Fasciola*

1.12.1.1.1.1-Classification de l'agent pathogène

Le genre *Fasciola* appartient au embranchement des helminthes ; sous embranchement des plathelminthes ; classe trématodes, sous classe digéne, ordre distome (BENTOUNSI.,2001) ; famille fasciola, ce genre contient trois espèces *Fasciola hepatica* ; *Fasciola gigantica* et *Fasciola jacksoni*(RAJAPAKS *et al* .,2020).seule espèce *F. hepatica* est présente en Algérie (RHIGHI *et al.*,2009).(Fig24 et 25).

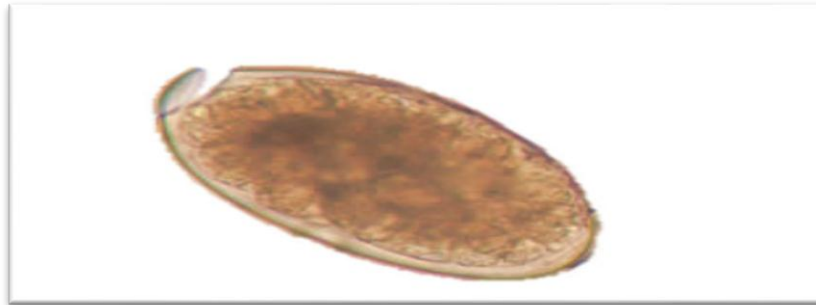


Figure n°24 : l'œuf de *Fasciola hepatica* (AUTIER *et al.* 2019)



Figure n°25 :*Fasciola hepatica* adulte (FURST *et al.*,2012).

1.12.1.1.2 - Pouvoir pathogène et symptômes :

Fasciola hepatica est un ver plat d'aspect lancéolé, mesurant 20-30 mm × 8-13 mm, blanc au centre et plus foncé en périphérie. Outre ses deux ventouses, il est muni sur l'enveloppe externe, ou cuticule, d'épines cytoplasmiques qui facilitent les déplacements tissulaires. L'appareil génital est hermaphrodite. Les œufs sont brun clair, ovoïdes (130-155 × 70-90 µm) et symétriques, et présentent un opercule convexe à l'une de leurs extrémités. La production ovulaire chez l'homme est faible et de mauvaise qualité. Les douves adultes ont une longévité de 10 à 12 ans dans les canaux biliaires de leurs hôtes. (ANDRIAMANANTENA.D *et al.*, 2005). *Fasciola hepatica* l'agent causale de fasciolose, au stade adulte est un trématode parasite des voies biliaires intra et extra hépatique, (BUGNON.P *et al.* 1984) un parasite commun aux ovins bovins et autres ruminants. (ANDRIAMANANTENA *et al.* 2005) est une maladie cosmopolite qui serait d'origine européenne (BUGNON.*et al.* 1984).

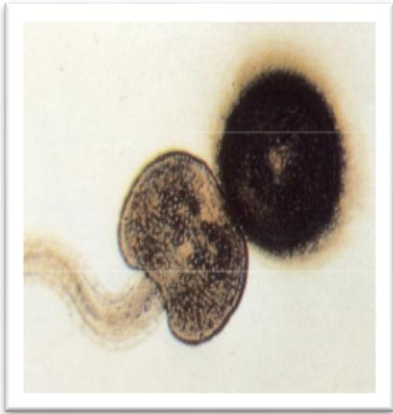
F. hepatica et *F. gigantica* sont tous deux des causes bien connues de morbidité et de mortalité chez les ruminants. La perte économique annuelle en production animale a été estimée à plus de 3,2 milliards de dollars US dans le monde. (AGHAYAN *et al.* 2019) une mort soudaine avec de la mousse tachée de sang aux orifices naturels dans les cas aigus alors que la diarrhée, jaunisse, ascite et mâchoire de bouteille sont les caractéristiques prédominantes dans les cas chroniques. La perte économique annuelle causée par la maladie est principalement due à la

mortalité, au coût du de diagnostic et de traitement, à la condamnation des foies, à la réduction du rendement laitier, aux troubles de fertilité et à la réduction de la production de viande (SHAHZED *et al*, 2012).

1.12.1.1.3 -Le cycle évolutif de l'agent pathogène

L'hôte définitif est un herbivore (généralement bœuf ou mouton) mais peut accidentellement être l'homme. Le cycle comprend également un hôte intermédiaire qui est un mollusque d'eau douce (limnée) (AUTIER.*et al.*, 2019). Les douves adultes, hermaphrodites, pondent leurs œufs dans les voies biliaires de l'hôte définitif. Ces œufs, non embryonnés au moment de la ponte, sont éliminés dans le milieu extérieur avec les selles et ne pourront poursuivre leur évolution que dans l'eau. Les miracidi , libérés après éclosion des œufs au printemps, pénètrent des mollusques aquatiques La limnée permet au cours de l'été la maturation des trois stades larvaires successifs du miracidium sporocyste, puis rédie et enfin cercaire (Fig. 26). Elle permet également une polyembryonie par multiplication parasitaire asexuée, caractéristique du cycle évolutif du miracidium au sein de la limnée, qui accroît le nombre de futures douves. Les cercaires se fixent ensuite sur une plante immergée et évoluent en métacercaire (Fig.27) enkystée (250 à 300 lm) réalisant une forme infestant et résistante du parasite qui peut demeuré vivante plusieurs mois. L'homme est un hôte définitif accidentel qui se contamine en consommant des végétaux aquatiques porteurs de métacercaires enkystées. La digestion de leur enveloppe par les sucs digestifs libère des distomules qui franchissent en quelques heures la paroi intestinale de l'hôte, passent dans la cavité abdominale puis traversent la capsule du foie pour gagner les canaux biliaires où elles atteignent le stade adulte 3 mois après la contamination. (ANDRIAMANANTENA.*et al*,2006).

Chapitre II : Données bibliographiques sur les endoparasites des ovins



A. cercaire



B. Rédie

Figure n°26 :A.B : Les formes larvaires de *Fasciola hepatica* développantes dans la limnée (CARON ,2016)

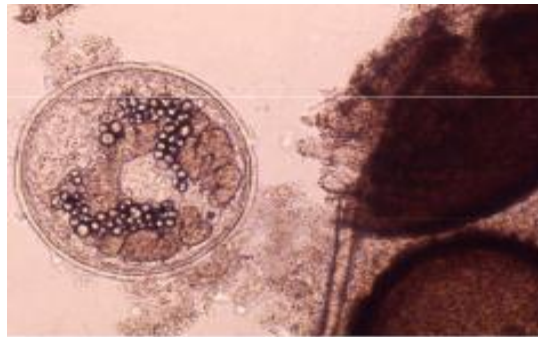


Figure n°27 : Métacercaire de *Fasciola hepatica* (CARON ,2016)

1.12.1.2 .Les cestodes

1.12.1.2.1 -Genre *Moneizia*

1.12.1.2.1.1-Classification de l'agent pathogène

Le genre *Moneizia* (DIOP *et al.*, 2015) appartient à l'ordre cyclophyllidea, la famille anoplocephalidae (HAUKISALMI *et al.* 2018). 12 espèces de *Moniezia* ont été identifiées chez les ruminants domestiques et sauvages, parmi eux *M.expansa* et *M.bendeni* sont les plus répandus dans le monde (FAZLY ANN, *et al.* 2018). (Fig28)Y' compris l'Algérie (MAMMERI et ATTIR.,2020).

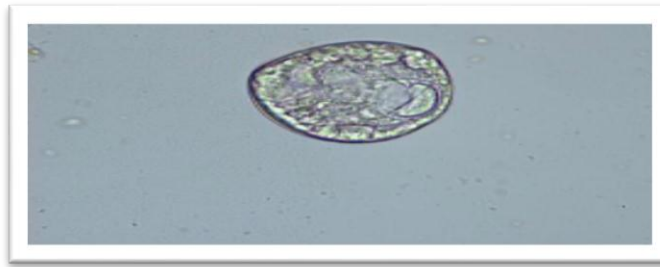


Figure n°28 :l'œuf de *Moneizia spp* (ZAINALABIDIN .,2019)

1.12.1.2.1.2-Pouvoir pathogène et symptômes

La monieasis est une maladie gastro-intestinale causé par le ténia intestinale à large segments, *Moniezia spp* (FAZLY ANN *et al.*, 2018) et peut être considéré comme le plus importants des parasites cestodes infestant les ovins qui provoques des troubles gastro-intestinaux et même la mort chez les ovins ; la présence d'espèces de *Moneizia spp* chez les ruminants peut affecte négativement leur productivité ; les agneaux sont les plus susceptible par l'infection. L'infection par *Moniezia* provoque des diarrhées et une réduction de la prise de poids (KADRIA *et al.*, 2014).

1.12.1.2.1.3.-Le cycle évolutif e l'agent pathogène

Moniezia spp. A besoin des acariens des pâturages, qui vivent librement dans l'herbe ou le sol, comme hôte intermédiaire pour compléter son cycle de vie les genres d'acariens importants pour le cycle de vie de *Moniezia spp.* Sont Oribatura et Schelorbitates. Les œufs triangulaires et

Chapitre II : Données bibliographiques sur les endoparasites des ovins

tétraogonaux de *M. expansa* et *M. benedeni*, respectivement, qui sont ingérés par les acariens, se développeront en un stade larvaire infectieux connu sous le nom de cyscticercoïdes en 6 à 16 semaines. L'ingestion des larves infectieuses par les ruminants, qui sont les hôtes définitifs, entraînera l'apparition de la monieziasis. Les larves vont se développer en ténias adultes dans l'intestin grêle de l'hôte (site de prédilection) pour accomplir leur cycle de vie et pondre. Les œufs sont ensuite éliminés avec les selles. (FAZLY ANN, *et al.* 2018).

1.12.1.2.2 -Le genre *Echinococcus*

1.12.1.2.2.1-Classification de l'agent pathogène

Selon RAHMAN., 2015 le genre *Echinococcus* appartient au :

- Phylum : Platyhelminthes
- Super-classe : Eucestoda
- Classe : Cestoidea
- Sous-classe : Cestoda
- Ordre : Cyclophyllidea
- Famille : Taeniidae
- Genre : *Echinococcus*

Les quatre principales espèces d'importance médicale sont *E.granulosus* ; *E.multilocularis* ; *E.vogelii* et *E.oligarthus* et chaque espèce provoque une maladie différente (MUTWIRI,*et al.*2013).

1.12.1.2.2.2-Pouvoir pathogène et symptômes

L'infection par le ténia du chien, *E. granulosus*, présente des kystes uniloculaires appelés échinococcose kystique (EC). L'infection par le ténia du renard, *E. multilocularis*, présente des kystes multivésiculaires appelés échinococcose alvéolaire (EA), tandis que *E. vogeli* et *E. orligarthus* présentent tous deux des formes polykystiques d'échinococcose (PE) chez les hôtes. L'EC, causée par *E. granulosus* est la plus grave des zoonoses helminthiques, et est considérée comme une maladie émergente négligée dans le monde entier (MUTWIRI,*et al.* 2013).

L'hydatidose est une maladie importante causée par des parasites de l'espèce *Echinococcus granulosus*, le stade larvaire de petite ténia peut provoquer une infection chez les animaux herbivores et les humains. Les kystes hydatiques peuvent se propager dans différents organes de

Chapitre II : Données bibliographiques sur les endoparasites des ovins

l'hôte tels que le foie, les poumons, le cœur et le cerveau ce qui peut entraîner la mort. Les lésions dues à l'hydatidose hépatique chez les animaux d'élevage entraînent des pertes économiques dues à la condamnation des tissus. L'hydatidose est endémique dans tous les pays d'Afrique du nord, y compris l'Algérie. (FATEN.*et al.* 2019).

L'hydatidose chez les animaux domestiques est généralement asymptomatique et n'est diagnostiquée que lors de l'inspection post-mortem après l'abattage à l'abattoir (MOUDGIL.*et al.*, 2019).

1.12.1.2.2.3-Le cycle de vie

Le cycle de vie de parasite se déroule généralement entre le chien comme un HD et des mammifères herbivores ou omnivores en tant que hôtes intermédiaires, mais la maladie peut également affecter l'homme (HANRAT.*et al.* 2011).

Les moutons sont considérés comme les hôtes intermédiaires les plus courants et les plus efficaces, car ils abritent les stades kystiques les plus fertiles pour la transmission de l'infection par les cycles de vie chien-mouton (MOUDGIL *et al.* ,2019).

Le stade adulte sous forme de ver est retrouvé dans l'intestin de l'hôte définitif (Fig.29), alors que le stade larvaire se localise dans les organes (principalement le foie) des hôtes intermédiaires. Les œufs (Fig.30) présents dans l'environnement sont ingérés par les hôtes intermédiaires. L'oncosphère est alors libéré de l'embryophore sous l'action des enzymes de l'estomac et des intestins. L'oncosphère traverse la paroi intestinale par les mouvements de ses crochets et 10 µm possiblement aussi des sécrétions. Lorsqu'il rejoint le système sanguin, il est transporté passivement jusqu'au foie. Si la majorité des oncosphères ont tendance à y rester, d'autres peuvent être transportés jusqu'aux reins, à la rate, au cerveau ou d'autres organes. (LEWALL .,1998).

Chapitre II : Données bibliographiques sur les endoparasites des ovins

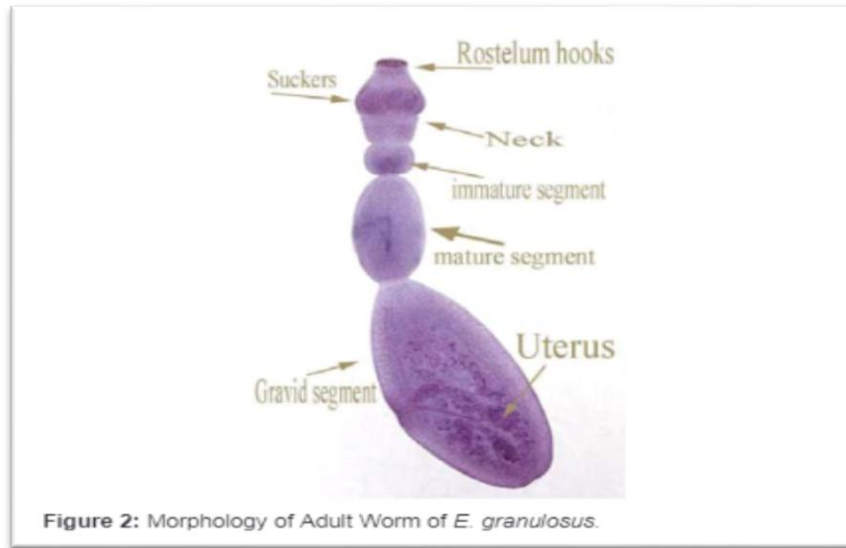


Figure n°29 : Morphologie de la larve d'*Echinococcuse granulosus* (RAHMAN.*et al*, 2015).

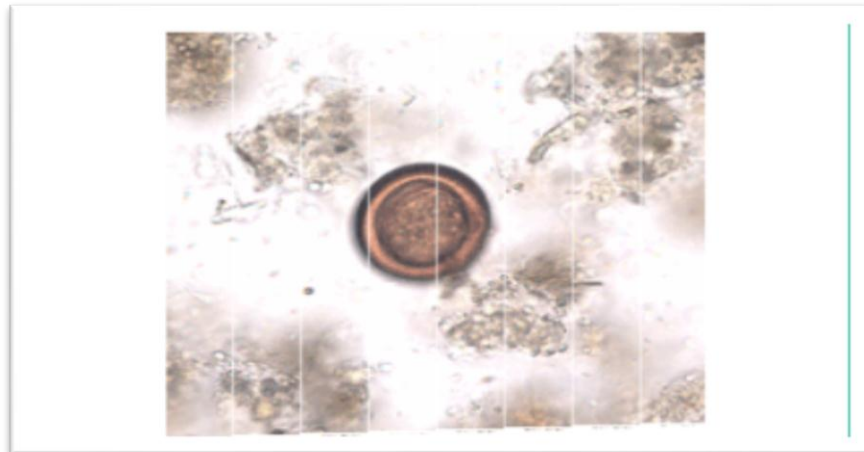


Figure n°30 : Morphologie de l'œuf d'*Echinococcuse granulosus* (RAHMAN.*et al*, 2015).

1.12.2 -Les nématodes

Les nématodes sont des vers cylindriques, non segmentés, pseudocoelomates, ils possèdent un tube digestif complet et des sexes séparés. Il existe de nombreuses espèces à vie libre, ou parasites des animaux et végétaux (MERADI., 2012).

1.12.3 -Le genre *Haemonchys*

1.12.3.1 -Classification de l'agent pathogène

D'après DURETTE-DESSET *et al* (1993), l'espèce *Haemonchus contortus*, appartient

à :

Phylum. Némathelminthes

Classe. Nématodes

Sous-Classe. Secernentea

Ordre. Strongylida Sous-Ordre. Trichostrongylina

Super-Famille. Trichostrongyloidea

Famille. Trichostrongylidae

Sous-Famille. Haemonchinae .Genre. *Haemonchus*

1.12.3.2 -Pouvoir pathogène et symptômes

Haemonchus est un nématode de 15 à 35 mm de long 0,4 à 0,6 mm, de couleur brun rosé uniforme due à la phagocytose. Son extrémité antérieure a des papilles verticales bien développées et se compose d'une capsule buccale conique rugueuse entourant une petite aiguille. lui permet de faire la pénétration Revêtement membranaire. Puis il se nourrit du sang qui en coule Les vaisseaux sanguins. Présent principalement dans caillette (GIUDICI *et al* .1999). (Fig.31).étude réalisée par BENTOUSI *et al.*, (2001) prouvée la présence de ce espèce en Algérie.

Chapitre II : Données bibliographiques sur les endoparasites des ovins

Le ver seul peut causer des pertes en l'ingérant ou en l'excrétant 0,05 ml de sang par jour d'un trou dans la paroi pourrie. Les agneaux atteints sont gravement anémiques. Hypoprotéinémie, œdème sublingual, manque d'appétit et perte de poids. Les muqueuses conjonctivales sont de couleur rose pâle ou même blanche (MEZIES, *et al.* 2006). *Haemonchus contortus* est l'un des principaux parasites du bétail dans Les zones agricoles tropicales et tempérées, les pertes de production et les coûts de lutte contre les nématodes dans l'industrie ovine sont chers (LIN *et al.*, 2015).



Figure n°31 : Strongles de la caillette (*Haemonchus contortus*) (KAPLAN, 2006)

1.12.3.3 -Cycle évolutif de l'agent pathogène

Cycle monoxène (pas d'hôte intermédiaire) qui se divise en deux phases : phase libre et phase parasitaire.

Phase libre

Commence à se débarrasser des œufs pondus par les vers femelles dans les selles de l'hôte. Ces œufs éclosent et produisent des larves L1 qui muent en larves L2. Ces deux premiers stades se nourrissent de matière organique et de micro-organismes tabouret. Ils sont peu résistants au milieu extérieur

Ensuite, les larves L2 se transforment en larves L3 qui les infectent Une seconde mue, dite incomplète car la larve reste à l'intérieur de la gaine ou à l'extérieur, de L2. Les larves de stade 3

Chapitre II : Données bibliographiques sur les endoparasites des ovins

sont très résistantes dans l'environnement depuis lors Cette exuvie est protégée. Ainsi, ils peuvent survivre plusieurs mois au pâturage. Grâce à leurs réserves graisseuses (NIKOLAOU et GASSER,2006) Ces larves se forment au troisième stade Envahir. Le temps nécessaire à leur développement varie avec la température et l'humidité de l'environnement. (SOMMERVILLE et DAVEY., 2002).

Phase parasitaire

Commence lorsque l'hôte ingère les larves L3 dans le pâturage. celles-ci Ils perdront leur exuvie lors du passage dans le rumen. Ils entrent dans les sacs Cellules des glandes glandulaires au fur et à mesure qu'elles se répandent dans les larves L4. A ce stade, les larves se nourrissent dans la muqueuse du tube digestif et sont retardées leur développement puis ils restaurent la cavité de l'organe. (PRESTON *et al.*, 2015) La coupe finale sera autorisée Puis aux larves L4 pour atteindre le stade juvénile (parfois appelé stade 5) puis stade Adulte. (SOMMERVILLE et DAVEY., 2002.)

Après la fécondation, les femelles pondent des œufs qui sont sécrétés dans le bassin hôte et devenir une nouvelle source de contamination pâturages. Délai entre l'ingestion des larves infectées et la ponte par Les femelles sont définies comme étant prématurées : en l'absence de déficit au stade L4, Cela prend environ 3 semaines.

1.12.4 .Le genre *Trichostrongylus*

1.12.4.1 -Classification de l'agent pathogène

Selon DURETTE-DESSET *et al* 1993

Phylum :Némathelminthes

Classe :Nématodes

Sous-Classe : Secernentea

Ordre :Strongylida

Sous-Ordre :Trichostrongylina

Super-Famille : Trichostrongyloidea

Famille : Trichostrongylidae

Genre :*Trichostrongylus*

Espèce :*Trichostrongylus axei*

1.12.4.2 - Pouvoir pathogène et symptômes

Est Ver noir, le parasite est petit (0,5 à 0,75 cm long), brun clair et ressemblant à des cheveux. (AUDEBERT *et al.*2002) .Les adultes se trouvent dans le cul de sac droit de l'estomac, dans la lumière des glandes gastriques. On peut parfois les retrouver dans des nodules de la paroi duodénale se développe, puis se rompt pour émerger environ 10 jours après l'infection (DOUVRES,. 1957).BENTOUSI *et al* (2001) affirmer l'existence de ce espèce en Algérie. Cette Ce faisant, ils endommagent la paroi intestinale et provoquent des pertes de sang et protéine; Entérite avec diarrhée foncée. Hypoprotéïnémie (œdème sublingual), perte d'appétit et de poids. plus d'infections Les cas bénins sont associés à des selles molles et à de faibles taux de croissance.(DURETTE-DESSET.*et al*,1993).(Fig32).



Figure n°32 : Morphologie de *Trichostrongylus axei* (BARRE et MOUTOU ,1982)

1.12.4.3 . Cycle de vie

Les œufs passent dans les fèces d'un hôte définitif infecté, généralement des mammifères herbivores, notamment des moutons et des bovins. Dans certaines conditions environnementales, notamment une température et une humidité optimales, (THATCHER et SCOTT ,1962) les larves éclosent des œufs après plusieurs jours. Les chenilles à feuilles caduques écloses poussent sur la végétation ou dans le sol. Après 5 à 10 jours, la mue (L1 & L2) a eu lieu et le parasite est devenu des larves filamenteuses infectieuses (L3). (DURETTE-DESSET, *et al* .1993) L'infection chez les mammifères se produit lors de l'ingestion de larves de nématodes infectieux (L3). Les larves atteignent l'intestin grêle pour résider et devenir des vers adultes à l'intérieur de leur hôte définitif. (AUDEBERT *et al*.2002).

1.12.5 -Le genre *Nématodirus*

1.12.5.1 –Classification de l'agent pathogène

Phylum : Némathelminthes

Classe : Nématodes

Sous-classe : Secernentea

Ordre :myosyringata

Super-famille :strongyloidea

Famille : Trichostrongylidés

Sous-familles :nématodiriné

Genre :*Nématodirus*

Espèce : *Nematodirus spathiger* (ROSSI .,1983).

1.12.5.2 - Pouvoir pathogène et symptômes

Les nématodes adultes mesurent de 1 à 2,5 cm de long et ont une couleur blanche. Le corps des nématodes est recouvert d'une cuticule élastique (ROSSI. 1983). (Fig.33).

Les œufs(Fig.34) sont de forme ovale et mesurent 70-120x130-230 µm, le plus gros parmi les vers intestinaux des ruminants. Il a une coquille épaisse et contient 4 à 8 cellules (plastomères) lorsqu'il est excrété dans les selles, (BROCHOT, 2009).Les larves sont le stade le plus dommageable. Ils se nourrissent des tissus de la paroi intestinale, qui peuvent être gravement endommagés en cas d'infections massives. Cela provoque une forte diarrhée (foncée, verte ou jaune) et Les infections chroniques peuvent entraîner une perte de poids, une perte d'appétit (CHRISTIAN.2012).MAAMERI et ATTIR . ,(2021) prouvée la présence de *Nematodirus spp* en Algérie.

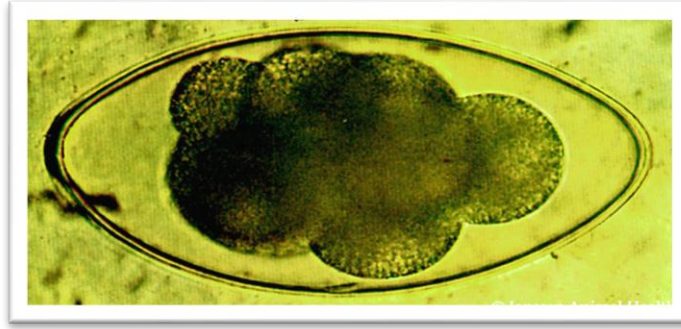


Figure n°33 :Morphologie de œuf *nématodirus spp* (OURCHANI.,2020)

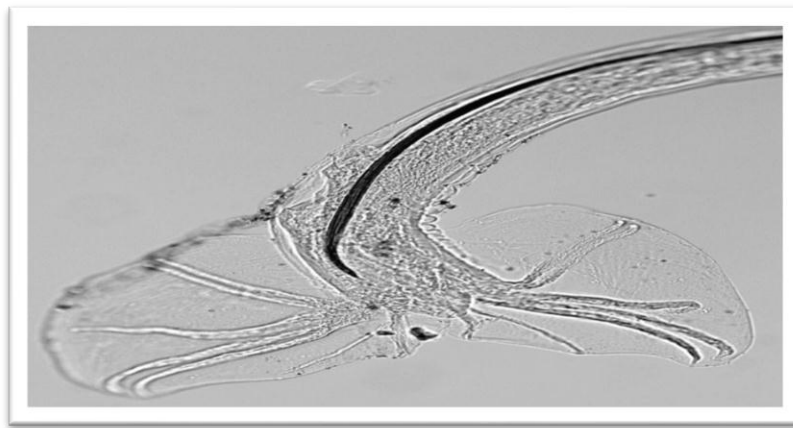


Figure n°34 : Morphologie vers adulte de *Nématodirus spp* (KSYONOV. et al, 2017).

1.12.5.3 - Cycle de vie

Les nématodes ont un cycle de vie simple, la femelle adulte pond des œufs dans l'intestin grêle de l'hôte qui sont excrétés avec les fèces, une fois les œufs tombés, les larves restent à l'intérieur des œufs où elles achèvent leur développement en larves infectieuses. Cela le rend très résistant au froid et à la sécheresse. Le développement en larves infectieuses peut être achevé en 2 à 4 semaines,(CAM et CUVILLIER,. 1934).Les ovins s'infectent après avoir mangé des pâturages contaminés par des larves infectieuses, à l'intérieur ou à l'extérieur des œufs, selon le type et la période de l'année. Les larves ingérées atteignent l'intestin grêle où le développement des vers adultes est terminé et elles commencent à produire des œufs. (CHRISTIAN, .2008).

1.12.6 -Le genre *Ostertagia*

1.12.6.1 -Classification de l'agent pathogène

Phylum : Nématoda

Classe : secrntea

Ordre :strongylida

Super-Famille : trichostrongyloidea

Famille ::Trichostrongylidae

Genre :*Ostertagia*

Espèce : *ostertagia ostertagi*(BARRE *et al.* 1983)

1.12.6.2 - Pouvoirs pathogène et symptômes

L'infection par le nématode de la caillette, *Ostertagia ostertagi* (Fig .35), est une cause importante d'altération de la production chez les ovins La cause directe de l'ostertagiose de type I est l'ingestion d'un grand nombre de larves infectieuses sur une période de temps relativement courte. Infection peut entraîner une diminution de l'appétit, une altération de la fonction gastro-intestinale et des altérations du métabolisme des protéines, de l'énergie et des minéraux, ainsi que des modifications de l'eau équilibre(FOX .1993).



Figure n°35 : Morphologie de *ostertagia ostertagi* (DRAG.*et al.*,2016).

1.12.6.3 -Cycle de vie

Cycle évolutif des strongles gastro-intestinaux est caractérisé par la succession de deux phases :

Une **phase externe** sur les pâtures, au cours de laquelle les œufs excrétés dans les matières fécales des bovins infestés se développent jusqu'au 3^{ème} stade larvaire infestant (L3) ;

Puis une **phase interne** chez l'hôte, au cours de laquelle les L3 ingérées évoluent en L4, pré-adultes et adultes dans le tube digestif de l'hôte.

Une **évolution retardée** chez l'hôte rallongeant le cycle est possible. (ARMOUR. et BRUCE ,1974).

1.12.7 -Le genre *Bunostomum*

1.12.7.1 -Classification de l'agent pathogène

Phylum: Nematode.

Classe: Chromadorea.

Ordre: Rhabditida.

Sous-ordre: Strongylida.

Famille: *Ancylostomatidae*.

Genre: *Bunastomum*.

Espèce: Bunostomum trigonocephalum (ABOUR et al.,2018).

1.12.7.2 - Pouvoir pathogène et symptômes

Les *Bunostomum spp* sont des nématodes (Un gros ver blanc robuste .3 cm) hématophages. Et sont assez épais (SPRENT. 1946).

La transmission se fait par pénétration cutanée et/ou ingestion de produits infectieux provenant du pâturage.

La pénétration cutanée des larves infectieuses peut entraîner une légère irritation et les ovins affectés peuvent piétiner et se lécher les pieds.

Chapitre II : Données bibliographiques sur les endoparasites des ovins

La pénétration des larves dans la muqueuse intestinale peut entraîner un léger inconfort abdominal, une constipation initiale suivie de diarrhées aiguës. La perte de sang total entraîne une anémie et une hypoprotéïnémie (dont l'œdème et l'anasarque peuvent en résulter). (LEITE ,1992) .Pâleur des muqueuses, augmentation de la fréquence cardiaque, fréquence respiratoire, intolérance à l'exercice et faiblesse.(ALAIN,.2013).



Figure n°36 : Morphologie de *Bunostomum trigonocephalum*(WANG *et al.* . 2012).

1.12.7.3 -Le cycle évolutif de l'agent pathogène

Cycle de vie directe

Période pré-brevet – 7 à 9 semaines ; Dans l'intestin grêle de l'animal, les femelles adultes pondent des œufs qui sont ensuite rejetés dans l'environnement. (SPRENT.1946). Les larves L1 (stade larvaire non infectieux) sont libérées de l'œuf une fois dans l'environnement (peuvent se produire dans les 36 heures suivant leur présence dans l'environnement. Les larves L1- se développent en larves L3- dans l'environnement (cela peut se produire dans les 5 jours si les conditions environnementales sont appropriées). (Les larves L3 sont le stade larvaire infectieux.) Les larves L3 sont soit directement ingérées et transportées vers l'intestin grêle, soit les larves pénètrent dans la peau puis transportées vers les poumons via la circulation sanguine, crachées par l'hôte et avalées pour être transportées vers l'intestin grêle. Une fois que les larves L3

atteignent l'intestin grêle, elles se développent en adultes. (MEHLHORN. 2015).une étude réalisée par BOULKABOUL et MOULAYE., (2006) en Algérie prouvé la présence de ce genre.

1.12.8 -Le genre *Cooperia*

1.12.8.1 -Classification de l'agent pathogène

Selon DURETTE *et al* 1994 le genre *Cooperia* appartient au Phylum : Nématoda ; Ordre strogulida ; Sous-ordre Trichostrongylina ; Super famille trychostrongylidea ; Famille trichosrogylidea ; Sous-famille cooperiinae.

Cooperia curticei est l'espèce le plus important trouvée chez les moutons (AMARANTE *et al.* ,2013)

1.12.8.2 .Pouvoir pathogène et symptômes

Cooperia curticei. parasites de l'intestin grêle des moutons (ZAJAC., 2006). Selon BENTOUSI *et al.* ,(2001) ce genre est présent en Algérie. En règle générale, les mâles mesurent de 10 à 15 mm de long et les femelles(Fig37) de15-20 mm de long. Les caractéristiques morphologiques les plus distinctives du genre sont la vésicule céphalique et les stries transversales de la cuticule. Striations transversales. Les femelles présentent une vulve protubérante, tandis que les mâles présentent des spicules courts et l'absence de gubernaculum. De plus, la forme des spicules peut être utilisée pour identifier différentes espèces. (AMARANTE *et al.* ,2013).



Figure n°37 : *Cooperia spp* femelle adulte (POLACK et DANG., 2004)

1.12.8.3 -Cycle évolutif de l'agent pathogène

Dans ce cycle simple les parasites femelles adultes dans la caillette ou les intestins produisent des œufs qui sont évacués dans le fumier. Le développement se fait dans la masse fécale, qui offre une certaine protection contre les conditions environnementales. Une larve de premier stade se forme et éclot de l'œuf. Après l'éclosion, les larves se nourrissent de bactéries et subissent deux mues pour atteindre le troisième stade larvaire infectieux (L3). Infectieux (L3). Les larves de troisième stade quittent la matière fécale et se retrouvent dans le fourrage où elles sont ingérées par les moutons.(ZAJAC. 2006).

1.12.9 -Le genre *Strongyloides*

1.12.9.1 -Classification de l'agent pathogène

Embranchement : Nématodes

Classe :Secernentea

Ordre :Rhabditida,

Famille : Strongyloïdés

Genre :*Strongyloides*.(EUZEBY *et al.*, 2005).

Espèce : *Strongyloides papillosus* parasite des ovins (BLAGIJE.2012).

1.12.9.2 -Pouvoir pathogène et symptômes

Une étude réalisée par BEN-HAMZA., (2020) prouvée la présence de ce parasite en Algérie.

Les vers adultes(Fig.38) sont très fins, ils ne mesurent que quelques mm de longueur et qui vivent dans la muqueuse de l'intestin grêle Plusieurs voies de contamination existent la voie transcutanée à partir du sol lors du couchage. la voie orale, la voie galactogène de la mère au jeune, par l'intermédiaire du colostrum ou du lait infestant en larves 3 tissulaires Cette affection est cliniquement pénalisante.(THAMSBORG.*et al*, 2017) Les symptômes respiratoires évoluent rapidement vers une diarrhée intense de couleur jaune-noir, parfois hémorragique, associée à de l'hyperthermie. Dans les premières semaines de vie (CHERMETTE.2004.)(Fig.39).



Figure n°38 : Morphologie de adulte *Strongyloides papillosus*(THAMSBORG .et al ,2017).



Figure n° 39 : Morphologie d'œufs *Strongyloides papillosus* (THAMSBORG.et al,2016).

1.12.9.3 -Cycle évolutif de l'agent pathogène

Le cycle est monoxène.

La contamination peut avoir lieu lors de la tétée car des larves infectantes peuvent survivre dans la mamelle et passer dans le colostrum ou le lait, mais la plupart du temps les animaux s'infestent dans le milieu extérieur par voie transcutanée ou par ingestion de L3. (BASIR,. 1950).Les larves L3 pénètrent par voie transcutanée et gagnent le cœur droit par voie lymphatique et sanguine (veine cave). Les larves ingérées migrent au cœur droit, elles aussi, mais en passant par la

Chapitre II : Données bibliographiques sur les endoparasites des ovins

muqueuse buccale ou œsophagienne. Ces larves quittent le cœur et atteignent les poumons où a lieu une mue. Les larves 4 issues de cette mue sont dégluties et se fixent dans l'intestin grêle.

Une dernière mue permet l'obtention du stade 5 précédent le stade adulte proprement dit. Seules les femelles sont présentes chez l'hôte parasité. Par parthénogénèse, elles donnent des œufs émis dans le milieu extérieur avec les fèces. (DIMITRIJEVIC *et al*, 2012). Dans le milieu extérieur, la reproduction sexuée est privilégiée si les conditions extérieures sont favorables. Les œufs évoluent, alors, en mâles ou en femelles. Dans le cas contraire, les œufs diploïdes qui auraient dû donner des femelles deviennent des larves infectantes en 3 à 5 jours (CHERMETTE.2004). (Fig.40).

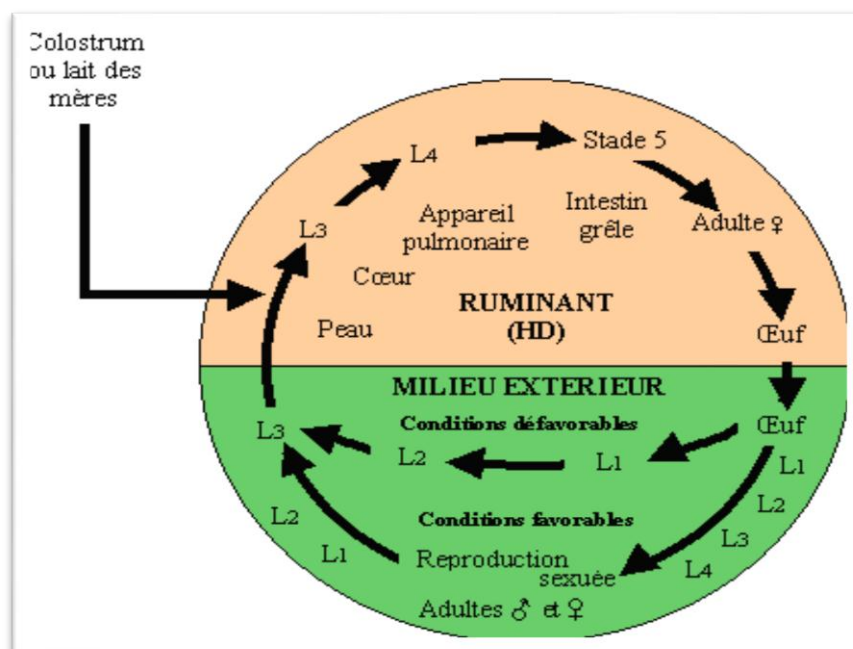


Figure n° 40: Cycle évolutive de *Strongyloides* spp (THAMSBORG, *et al*.2017).

1.12.10-Le genre *Trichuris*

1.12.10.1 -Classification de l'agent pathogène

Phylum : nematode

Classe: enoplea

Ordre: trichcephalida

Famille: trichuridae

Genre : *Trichuris*

Espèce: *Trichuris ovis* (HAWASH *et al.* 2015).Une étude réalisée par MAAMERI et ATTIR., (2021) affecté la présence de ce genre en Algérie.

1.12.10.2 –Pouvoir pathogène et symptômes

Parasites du colon et du caecum; hématophages.

Œufs

Taille : moyenne 70 x 35 µm .Coque épaisse et lisse, étires en forme de citron, avec un bouchon polaire saillant chaque pole. Leur coloration est brun orangé. Ils contiennent une cellule unique.

(CUITILLAS *et al.* 1995). (Fig.41).

Adultes

Partie antérieure : longue et fine

Partie postérieure : plus épaisse, apparence d'un fouet

Localisation : caecum, côlon

Se nourrissent de sang (hématophages) (ZAINAB et KHAN , 2016)L'animal est infecté par l'ingestion de larves infectées stade au sein des œufs (OLIVEROS et CUITILLAS,2003).Après ingestion, les œufs éclosent jusqu'à L1, les larves pénètrent dans la muqueuse de l'intestin grêle.

Chapitre II : Données bibliographiques sur les endoparasites des ovins

Les vers matures provoquent également des dommages mécaniques à la muqueuse de l'intestin grêle et du gros intestin suivi de inflammation locale étendue et hémorragies.

Comme l'infection parasitaire est un empiètement de longue date sur la paroi intestinale, en particulier chez les animaux non traités, il provoque destruction de l'épithélium de revêtement. Une incidence élevée d'infections légères avec une clinique négligeable. (BULBUL *et al.*2020)(Fig.42).



Figure n°41 :Morphologie œuf *Trichuris ovis* (CUITILLAS *et al.* 1995)



Figure n° 42 : Morphologie adulte *Trichuris ovis* (ZAINAB *et* KHAN.2016).

1.12.10.3 Cycle de vie

Son cycle de vie est simple car les œufs fœtaux ingérés par voie orale éclosent dans l'intestin grêle et Les larves libérées s'enfouissent dans la paroi intestinale du caecum et du côlon proximal, où Ils se développent en vers matures. L'extrémité antérieure du ver forme les tunnels syncytial de Cellules épithéliales autour lorsqu'elles pénètrent dans la muqueuse (CLIFFE et GRENCIS, 2004) L'arrière se démarque dans la lumière, ce qui facilite les rapports sexuels et la libération des œufs. Le stade infectieux est L1 dans l'ovule qui se développe en trois semaines dans des conditions favorables. Le stade infectieux se développe en un ou deux mois de passage dans les selles, selon la température Après ingestion, les bouchons sont digérés et L1. Entrer dans les glandes de l'intestin grêle antérieur pendant 2 à 10 quelques jours avant de passer à la muqueuse du caecum, où elle se développe pour les adultes Plus tard, quatre cosses se produisent dans ce glandes, l'adulte émerge pour se trouver à la surface de la membrane muqueuse Leurs extrémités antérieures sont enfoncées dans la membrane muqueuse. (BULBUL *et al.*2020).

1.12.11-Le genre *Oesophagostomum*

1.12.11.1 .Classification de l'agent pathogène

Phylum : nematode

Ordre: strongilda

Famille: strongylidae

Genre : *Oesophagostomum*

Espèce:*Oesophagostomum columbianum* est présent en Algérie. (BOULKABOUL.2008).

1.12.11.2 .Pouvoir pathogène et symptômes

La longueur des vers œsophagiens adultes varie de 15 à 20 mm, le corps de ces vers est recouvert d'une peau souple mais un peu dure.(Fig.43).

Les œufs sont de forme ovale, ont une coquille mince, mesurent ~40-60x70-100 µm et contiennent plusieurs cellules. (Fig.44).

Parasitisme dans le gros intestin et Les nématodes adultes vivent dans de grandes muqueuses intestins des ovins(Fig.45) .(ZHAO.2014) (Œsophagite chez les petits ruminants (moutons) en

Chapitre II : Données bibliographiques sur les endoparasites des ovins

raison de la consommation d'aliments contaminés ou de sol contaminé avec des larves infectieuses de l'espèce *Oesophagostomum*, Faible productivité et parfois Présentation d'une maladie clinique ou même d'un décès (STEWART et GASBARRE 1989) Syndrome En raison d'une infection par *O.columbianum* entraînant une anémie et une perte de poids rapide La pénétration des larves dans la muqueuse peut provoquer une diarrhée Avec des selles noir verdâtre contenant du mucus et parfois le sang. (SHELTON et GRIFFITHS, 1967).



Figure n°43 : Morphologie d'adulte *Oesophagostomum columbianum* (BLOTKAMP. 1993).

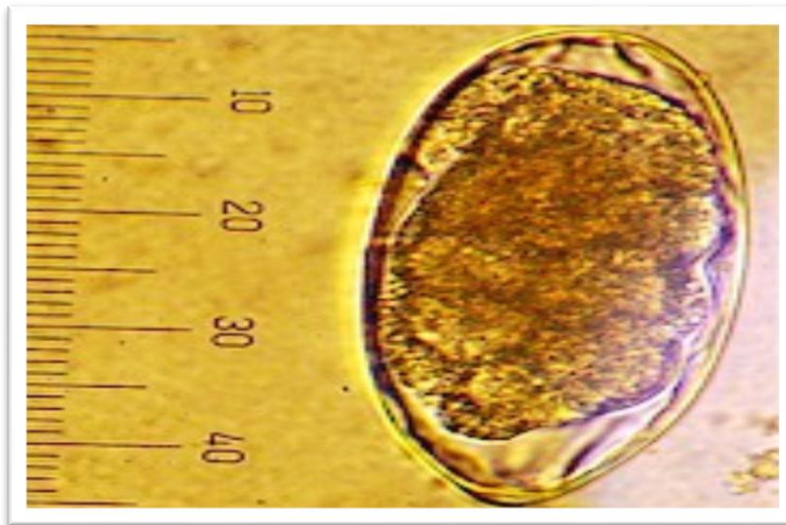


Figure n°44 : Morphologie de l'œuf *Oesophagostomum columbianum* (BLOTKAMP. 1993).



Figure n°45 : *Oesophagostomum columbianum* dans Intestin grêle.(MILLER,. 1984).

1.12.11.3 –Cycle de vie

Les femelles adultes pondent des œufs dans le gros intestin de l'hôte qui sont excrétés avec les selles. Une fois dans l'environnement, les œufs libèrent les larves L1 qui achèvent leur développement en larves L3 infectieuses en environ 1 semaine, selon la température et l'humidité. Les œufs sont sensibles à la sécheresse et aux températures extrêmes, mais peuvent survivre jusqu'à 3 mois au pâturage. Le bétail s'infecte après avoir ingéré de telles larves au pâturage ou avec un sol contaminé. L'infection est également possible à l'intérieur par des aliments ou de la litière contaminée, rarement par le léchage de murs ou d'objets où les larves L3 peuvent grimper en cas d'humidité très élevée. Les larves ingérées pénètrent dans la muqueuse intestinale et forment des nodules. Environ une semaine plus tard, ils abandonnent les nodules et migrent vers le côlon, où ils achèvent leur développement jusqu'à l'âge adulte et se reproduisent. Quelques larves peuvent traverser la paroi intestinale et migrer vers le foie à travers la cavité abdominale. (DASH. 1973). (Fig.46).

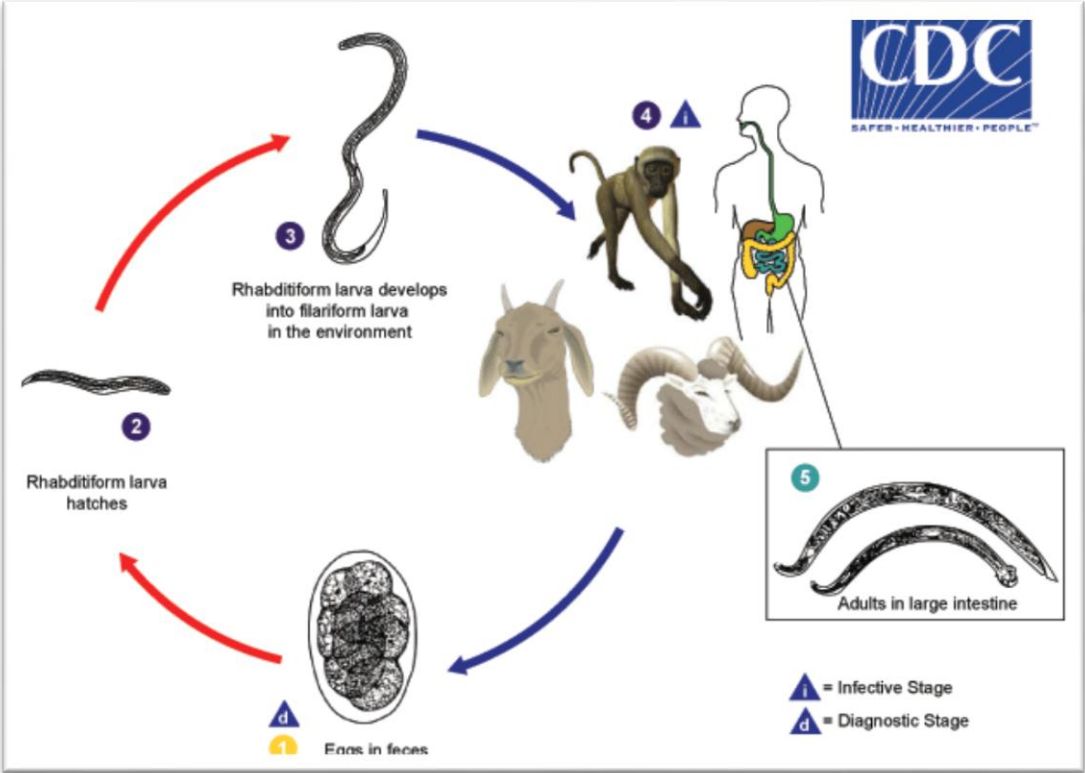


Figure n°46: Cycle évolutive *Oesophagostomum* spp (DASH. 1973).

2. Les endoparasites des ovins en Algérie

En Algérie, l'effectif total du cheptel ovin est estimé à 18,7 millions de têtes, et la part des ovins dans l'effectif global des ruminants est de 80 % (Sur une longue période (1961 à 2003) les statistiques de la FAO enregistrent une augmentation du cheptel ovin de 246 % en Algérie. L'élevage ovin assure des fonctions diverses aussi bien à l'échelle de l'éleveur qu'au niveau national. Sa contribution à l'économie nationale est importante dans la mesure où il représente un capital de plus d'un milliard de dinars (SAIDI. *et al.* 2009).

L'élevage des ovins constitue l'unique revenu du tiers de la population de l'Algérie Cette activité est concentrée beaucoup plus en milieu rural Le développement de ce secteur est nécessaire pour promouvoir l'économie nationale. Cependant, cet objectif est toujours face à plusieurs contraintes. Parmi ces dernières, la mortalité notée dans les cheptels ovins dans les différents lieux d'élevage. Cette mortalité est due à plusieurs facteurs notamment les maladies parasitaires.(GEURZOU *et al.*,2017) Le parasitisme interne, largement connu chez le bétail, fait intervenir divers parasites à l'origine de pathologies endémiques, sources de pertes par le retard de croissance, la chute des productions en viande, en lait, en laine, et par la mortalité En Algérie, les parasites internes des ruminants domestiques identifiés macroscopiquement sont essentiellement partagés entre des nématodes (22 genres), des cestodes (9 genres) et des trématodes (3 genres) (BOULKABOUL *et al.* ,2006) 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. 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 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 diversité et la simultanée des parasites gastro-intestinaux pourraient avoir un impact négatif sur les paramètres de production des moutons infectés.

Les risques de contracter l'échinococcose en tant que zoonose majeure exigent un plus grand respect des programmes de vermifugation chez les chiens et les moutons et une meilleure

Chapitre II : Données bibliographiques sur les endoparasites des ovins

vigilance dans les abattoirs. Il est connu que l'espèce animale influence, en général, le taux et le type d'infection parasitaire. En outre, l'épidémiologie des infections par des parasites gastro-intestinaux (PGI) chez le bétail varie en fonction des conditions météorologiques et des pratiques de gestion en vigueur (MOUSSOUNI *et al.* 2018). L'analyse de la variance de la dynamique annuelle des parasites a montré un effet saisonnier significatif pour certaines espèces de parasites. De même, certaines espèces de GIP infectent les jeunes animaux, tandis que d'autres infectent les adultes (ATTIR et MAMMERI, 2021)

En Algérie, SAIDI *et al.* (2009) ont révélé la présence des parasites suivants : *Nematodirus spp*, *Marshallagia marshalli*, divers strongles gastro-intestinaux comme *Charbetia ovina*, (Fig.47) *Skrjabinema ovis* (Fig.48), , *Trichuris ovis*, *Moniezia spp*, *Dictyocaulus filaria*(Fig.49) et des coccidies (*Eimeria spp*). La même étude a révélé la présence de deux parasites principaux *Nematodirus spp*.et *Marshallagia spp* (Fig.50) chez les agneaux et les brebis.

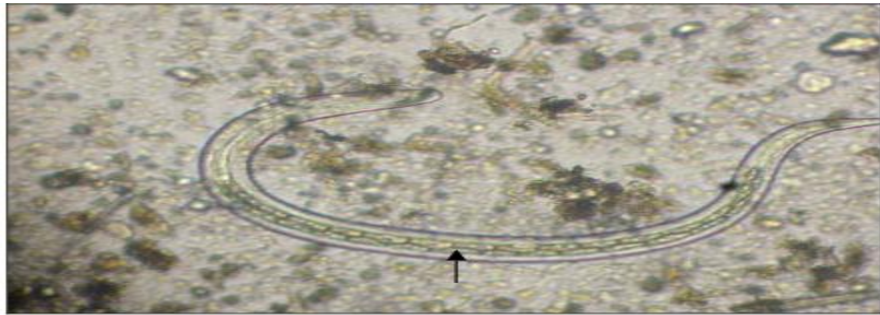


Figure n°47 : *Charbetia ovina* (larve L3, cellules intestinales). (BOULKABOUL.2008)

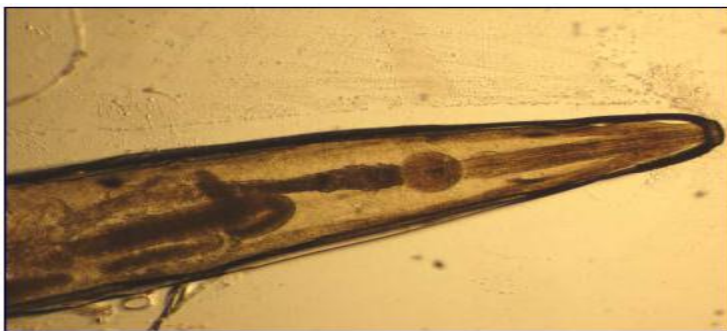


Figure n°48: *Skrjabinema ovis* (femelle, extrémité antérieure) (BOULKABOUL.,2008).

Chapitre II : Données bibliographiques sur les endoparasites des ovins

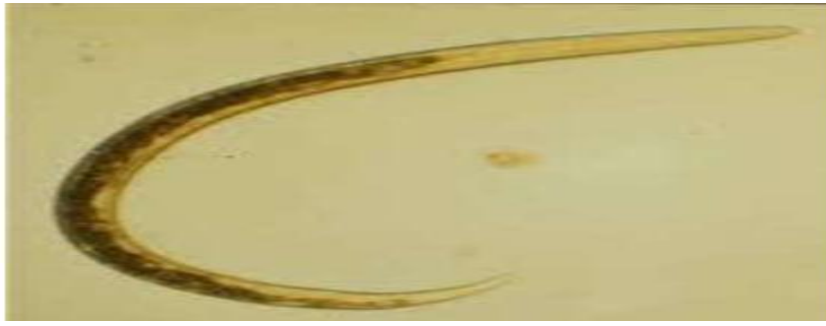


Figure n°49 : *Dictyocaulus fillaria*, ver pulmonaire des moutons (JEMAL. ,2016).

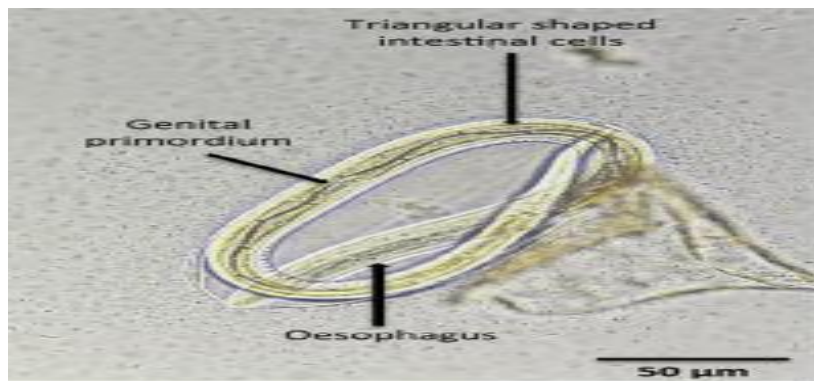


Figure n °50 : La larve infectant (L3) de *Marshallagia marshalli* (ALEUY *et al.*,2019)

Peu de travaux épidémiologiques ont été faits en Algérie sur le parasitisme digestif des ruminants et surtout sur la diversité helminthique et la dynamique saisonnière des espèces parasites, qui sont considérés des clés importantes à maîtriser pour la mise en place d'un protocole efficace pour le contrôle de ce type de parasitisme (CABARET., 2004). Les enquêtes locales réalisées jusqu'à maintenant sur le parasitisme digestif des ovins ont été basées sur l'observation de l'évolution de l'excrétion des œufs fécaux par des techniques de diagnostics comme la coproscopie et la coproculture. Celles ci sont limitées à l'identification de quelques genres parasites. Elles présentent aussi plusieurs inconvénients liés notamment à la grande variabilité de la ponte selon les parasites, la saison, l'âge et l'immunité (BENTOUNSI., 2001). Elles ne reflètent pas réellement les caractéristiques du parasitisme interne comme le degré d'infestation des animaux, la composition de la faune parasite et la dynamique précise des ses différentes espèces (MAGE , 2008). Aussi la coprologie quantitative reflète dans certains cas uniquement la charge parasite (CABARET *et* HOSTE ,1998) car elle dépend de plusieurs facteurs comme les

Chapitre II : Données bibliographiques sur les endoparasites des ovins

attribues biologiques des parasites, le mode d'élevage des animaux, leur alimentation, l'état de santé de l'animal et aussi son état physiologique et sa résistance. Toutes ces contraintes ne nous renseignent pas sur la diversité de la faune parasitaire qui peut être décrite simplement par le nombre d'espèce de parasites ou mieux estimée par la combinaison des proportions des populations parasitaires (SCHMIDT.,2000).L'étude réalisée par BENTOUNSI *et al.*, en 2001 a concerné le système d'élevage caractéristique de la région constantinoise avec un pâturage mixte avec des bovins et caprins sur de la jachère de céréales. L'étude a suivi la cinétique de l'évolution mensuelle de l'excrétion des œufs fécaux des brebis et agneaux depuis la naissance par la coproscopie et la coproculture durant toute l'année. Elle a révélée globalement un degré d'infestation faible par les strongles digestifs avec une excrétion moyenne maximale de l'ordre de 100 opg, principalement en mai en octobre, avec un net déclin en hiver et en été. Par les coprocultures mensuelles ont été répertoriés parmi les autres strongles 5 genres: *Trichostrongylus*, *Oesophagostomum*,*Teladorsagia*, *Haemonchus* et *Cooperia*.

Les proportions des genres sont différemment réparties entre les mères et les agneaux. Chez les brebis *Oesophagostomum* domine en général, *Cooperia* se distingue en hiver,*Haemonchus* en automne et *Teladorsagia* au printemps. Chez les agneaux *Trichostrongylus* domine notamment en hiver et au printemps.

Dans la région steppique de Tiaret, BOULKABOUL ET MOULAYE en 2006 ont suivi par coproscopie la dynamique annuelle de l'excrétion fécale des œufs de strongles dans plusieurs élevages. Chez les brebis, la prévalence de l'infestation par les strongles digestifs a été de 70,4 % avec un pic moyen d'excrétion en mars de 800 opg et en novembre de 1081 opg. La prévalence était répartie à 28% pour *Marshallagia marshalli*, à 27% pour *Nematodirus spp* à 56,6% pour les autres strongles. Chez les jeunes la prévalence a été de 53,3%, répartie à 25,6% pour *Nematodirus spp.*, à 21,3% pour *Marshallagia marshalli* et 42% pour les autres strongles. Les pics d'excrétion étaient enregistrés en avril (600 opg) et novembre (1020 opg).*M. marshalli* et *Nematodirus spp* ont eu une évolution remarquablement similaire dans les 2 catégories animales. Les seules coprocultures réalisées pour des échantillons de brebis des mois d'octobre et de novembre ont permis d'identifier à l'INRA de tours des *Teladorsagia* et *Marshallagia sp.* (29 %), *Chabertia* et *Oesophagostomum sp.* (21 %), *Haemonchus sp.* (16%), *Trichostrongylus sp.* (15 %), *Bunostomum sp.* (13 %) et *Cooperia sp.* (6 %).Une autre étude prospective menée par SAIDI *et al.*, en 2009 à Ain D'hab de la wilaya de Tiaret. Cette étude limitée à 3 mois, d'avril à Juin a

Chapitre II : Données bibliographiques sur les endoparasites des ovins

été réalisée dans 5 fermes. La prévalence d'infestation était de 64,6% chez les agneaux et de 43,5% pour les brebis. Les prévalences globales étaient pour *Nematodirus spp.* De 20,2 % chez les brebis et 55,5% chez les agneaux tandis que pour *Marchallagia marshalli* elles étaient de 18,8 % et 15 % respectivement chez les brebis et les agneaux. Le taux moyen maximal d'excrétion était de 350 opg chez les brebis et de 300 opg chez les agneaux.

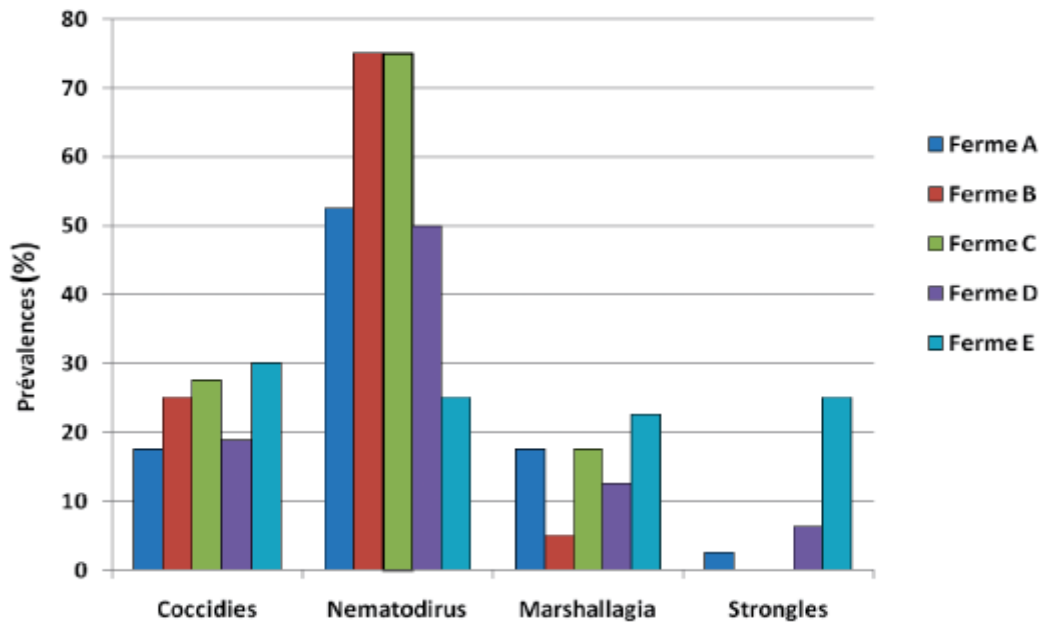


Figure n°51 : comparaison des prévalences des parasites identifiés dans les différentes fermes chez les agneaux (SAIDI *et al.* 2009)

Chapitre II : Données bibliographiques sur les endoparasites des ovins

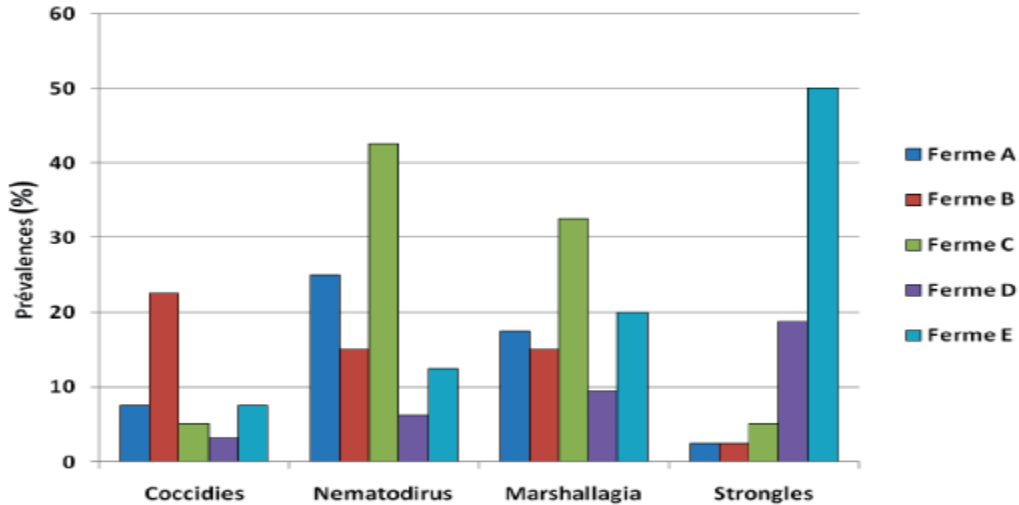


Figure n°52 : Comparaison des prévalences des parasites identifiés dans les différentes fermes chez les brebis (SAIDI *et al.*,2009)

Enfin la dernière étude recensée du parasitisme digestif des ovins en Algérie a été menée par Triki-Yamani et BACHIR PACHA en 2010. Deux enquêtes coproscopiques ponctuelles ont été réalisées par un prélèvement opéré en automne et au printemps sur des troupeaux de 7 wilaya steppiques. Excepté à Khenchela et El Bayadh, Il apparaît principalement que les taux d'excrétion des œufs des strongles digestifs en automne sont élevés dans les régions Ouest, avec des niveaux variant de 170 à 223 opg et des prévalences de l'ordre de 82 % à 92 % ;alors que dans les régions Est, ils sont respectivement de 14 à 30 opg et de 7 % à 23 %. Pour le prélèvement du printemps, l'excrétion diminue et se situe autour de 50 opg en moyenne et les prévalences augmentent généralement.



**Chapitre III : Matériels et
Méthodes et Mesures préventives**

4. .Caractéristiques géographique de région de l'étude

L'Algérie est le plus grand pays d'Afrique avec une superficie de 2 381 741 km². En 2018, la population a dépassé les 42,2 millions. Tout d'abord, les données climatiques de 40 stations de l'Algérie ont été importées, puis l'interpolation de toute la zone a été faite. La distribution des stations climatiques, la température moyenne annuelle, la vitesse moyenne annuelle du vent et le rayonnement global de l'Algérie ont été présentés en(Fig.46).(MOKHTARA *et al*, 2019).

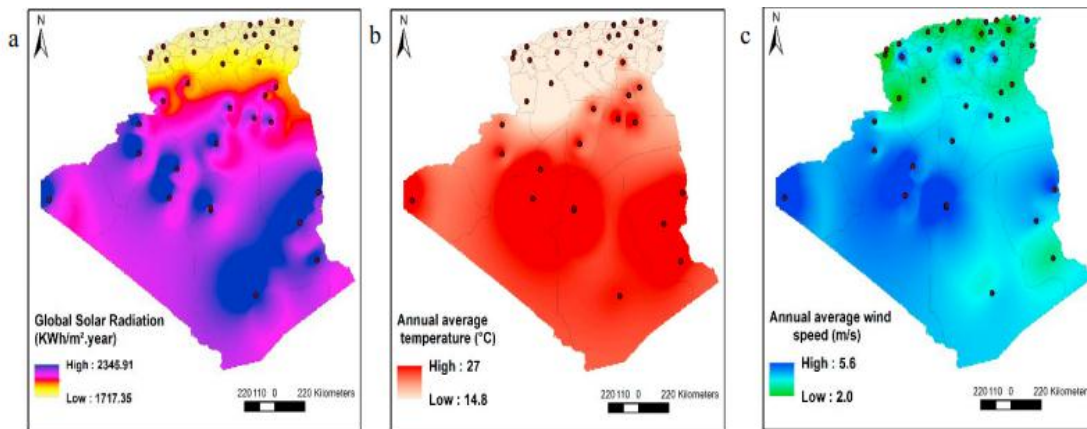


Figure n°53:La distribution des stations climatiques(a) Rayonnement global annuel ; (b) Température moyenne annuelle ; (c) Vitesse moyenne annuelle du vent. (MOKHTARA *et al*, 2019).

La capitale est Alger. L'Algérie est limitée au Nord par la Mer Méditerranée, au Sud par le Mali et le Niger, à l'Ouest par le Maroc, le Sahara Occidental et la Mauritanie et à l'Est par la Tunisie et la Libye. L'Algérie est subdivisée en 48 Wilayas (départements) et 1541 communes (unité administrative de base locale gérée par un président élu et un conseil municipal). Elle se situe entre le 18° et 38° parallèle de latitude Nord et entre la 9° longitude Ouest et 12° longitude Est. Deux chaînes montagneuses importantes au niveau de l'Algérie septentrionale, l'Atlas Tellien au Nord et l'Atlas Saharien au Sud, séparent le pays en trois types de milieux qui se distinguent par leur relief et leur morphologie, donnant lieu à une importante diversité biologique. On distingue du Nord au Sud, le Système Tellien, les Hautes Plaines steppiques et le Sahara où se trouvent les massifs de l'Ahaggar. Le Système Tellien est un ensemble constitué par une succession de massifs montagneux, côtiers et sublittoraux, et de plaines. Les Hautes Plaines steppiques sont localisées entre l'Atlas Tellien au Nord et l'Atlas Saharien au Sud, à des altitudes plus ou moins

Importantes de 900 à 1 200 m, elles sont parsemées de dépressions salées, chotts ou sebkhas qui sont des lacs continentaux formés au Pléistocène sous l'effet des pluies torrentielles et du ruissellement important qui en découle. Le Sahara forme une large barrière qui sépare le domaine méditerranéen au nord du domaine tropical au Sud. Il est constitué de plateaux (hamadas et tassili) où le massif volcanique du Hoggar culmine à 3 000 m d'altitude, de plaines (regs et ergs) et de dépressions (sebkhas et gueltas). (KERBOUA *et al*, 2003).

5. . Compte d'œufs dans les fèces

Les parasites adultes pondent des œufs, par conséquent les comptes d'œufs dans les fèces (COF) sont des mesures de la population de parasites adultes abrités par l'organisme du mouton. D'un animal à l'autre, l'écart de COF est grand; il est important d'échantillonner une proportion aléatoire du groupe pour avoir une juste idée de la charge parasitaire dans le troupeau. (MENZIES *et al.*, 2010).

6. .Matérielles et méthodes

L'objectif de notre travail est de trouver les principaux endoparasites chez les ovins, Il s'agit des méthodes coprologiques quantitative et qualitatives des ovins en Algérie

1.13 -Prélèvement et conservation des fèces

1/- Matérielles de prélèvements

Selon HELLALI et ZIAD (2014)

- Une glacière
- Les gants
- Les boites

2 /-Technique

Le travail sur le terrain consiste à récolter les fèces à l'état frais directement des rectums des ovins. Les fèces doivent être conservées par ajout du bichromate de potassium $K_2Cr_2O_7$, 5% à raison de 2 volumes de solution pour 1 volume de fèces, dans une température ambiante. Ceci afin d'éviter toute sorte d'altérations des formes parasitaires et aussi pour stopper le cycle de

parasites (GERZOU *et al*, 2017). Il est très important de garder les prélèvements au froid (moins de 5 °C), mais d'éviter de les congeler avant leur arrivée au laboratoire d'analyse.

Le froid prévient l'éclosion, qui entraînerait une sous-estimation du degré de parasitisme. Les prélèvements réfrigérés devraient être examinés dans les 7 jours suivant la collecte. (MENZIES *et al.*, 2010).(Fig.47et Fig.48)



Figure n° 54 : Prélèvement des fèces rectum (GERZOU *et al.*, 2017).

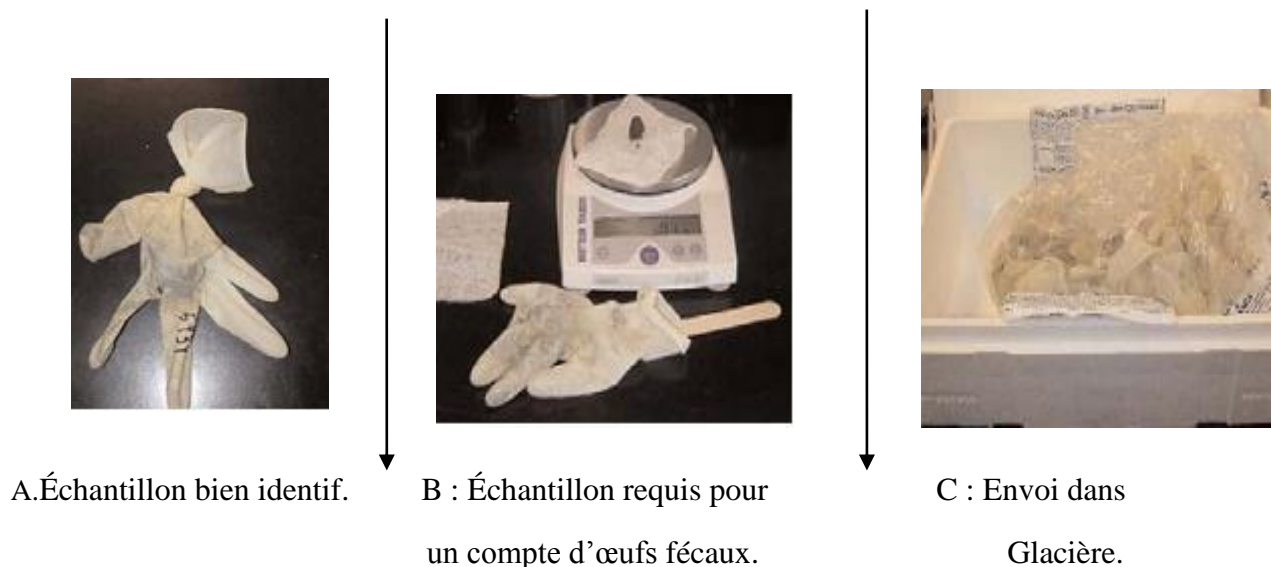


Figure n°55 : A,B,C, ; les méthodes de au courd du prélèvement. (BELANGER *et al* .2007)

1.14 –Coprologie

La coprologie parasitaire est un examen de base consistant à examiner les selles sur le plan macroscopique et microscopique. Il permet le diagnostic d'un grand nombre de parasites intestinaux (vers ou protozoaires) et extra-intestinaux (œufs de douves des voies biliaires voire du poumon ; œufs de schistosomes) pour lesquels les selles constituent le véhicule normal de leur forme de dissémination dans le milieu extérieur.(GUIGUEN. 2012). La coprologie dans trois objectifs : 1) établir la cause précise d'un syndrome en objectivant la présence d'un agent pathogène ; 2) rechercher la présence d'un marqueur lésionnel permettant de suspecter une pathologie de façon à orienter les investigations conduisant au diagnostic ; 3) caractériser un désordre physiopathologique. Ces objectifs sont indépendants, parfois complémentaires. Ils sont assortis de contraintes pratiques très différentes : les deux premiers peuvent être réalisés sur des échantillons facilement recueillis, le troisième objectif oblige au recueil complet des selles pendant plusieurs jours. (COUTURIER, 2004).

1.14.1 Coproscopie

La coproscopie consiste en l'étude des matières fécales pour caractériser le parasitisme chez les ovins. Différentes analyses sont possibles dont la quantification des œufs de parasites (compte d'œufs fécaux) et la culture fécale qui permet d'identifier les espèces présentes, ils excitent plusieurs techniques pour l'identification des endoparasites.(BELANGER et *al.* 2007).

1.14.1.1 -Flottaison

Selon HELLALI et ZIAD (2014), le Matériel de technique de Flottaison est :

- Microscope muni des objectifs : x4, x10, x40 ± x100(objectif à immersion).
- Lames porte objet et lamelles couvre objet.
- Verre à pied.
- Agitateurs de verre.
- Tubes à essais.
- Tamis, passoire à thé (si possible avec maille de 600µm voire 200 µm).
- Pilon et mortier.
- Balance.

- Liquide dense.
- Entonnoir
- Boites de pétri.

Technique :

La méthode la plus fréquemment utilisée.

Principe : diluer le prélèvement dans une solution de densité élevée afin de faire remonter à la surface du liquide les éléments parasitaires (tandis que les débris coulent au fond) (BEUGNET *et al.*, 2004)

- Déposer environ 1 ml de fèces au fond du récipient en verre.
- Ajouter environ 10 ml de solution saline.
- Délayer le tout quelques instants, afin de disloquer les fèces dans le liquide (s'aider de l'agitateur).
- Avec la passoire et l'entonnoir, tamiser le mélange obtenu au-dessus du tube A cet instant, une centrifugation du tube est possible (2 minutes & 2 000 tours/minute) ; cette opération facultative amélioré nettement la remontée des structures parasitaires sans modifier le déroulement des étapes suivantes.
- Compléter le niveau de liquide dans le tube avec de la solution saline jusqu'a ras bord jusqu'& obtention d'un ménisque inverse en haut du tube, puis déposer une lamelle sur le ménisque.
- Laisser reposer 10 minutes. A l'issue de ce délai, saisir délicatement la lamelle et la déposer doucement sur la lame porte-objet ; une attente excessive risque d'entraîner des déformations des structures parasitaires, car celles-ci souffrent d'un séjour prolongé en milieu hypertonique. En cas d'utilisation d'un tube plus haut qu'un tube sec, il faut laisser la lamelle en place pendant 20-30 minutes
- Effectuer ensuite l'observation au microscope optique (BRICAIRE *et al.*, 1999)

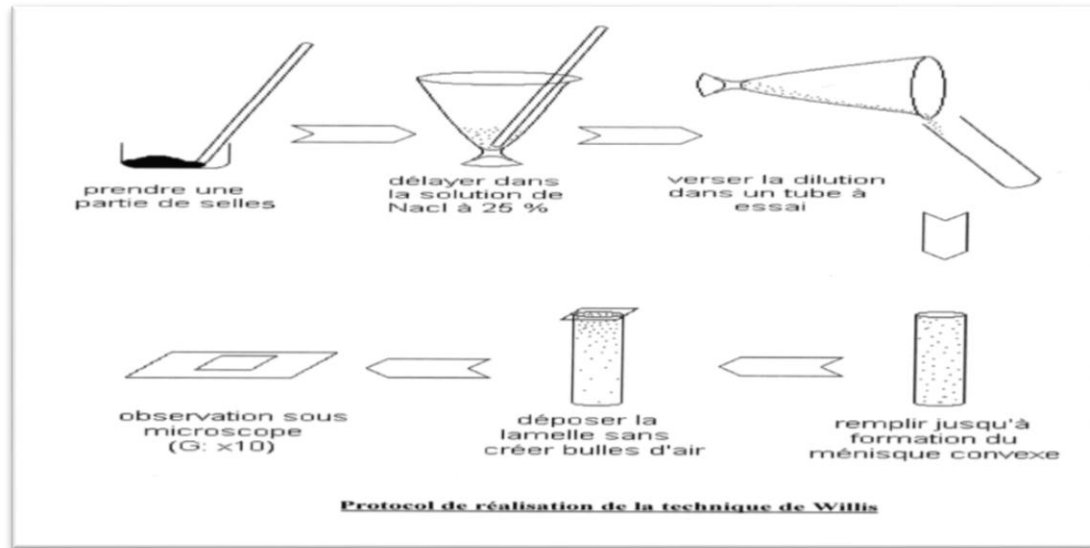


Figure n°56 : Protocole de la technique de flottation (flottaison). (BELANGER et *al.*, 2007).

1.14.1.2 -Méthode de sédimentation

Permet de concentrer au fond d'un tube, par sédimentation dans l'eau des œufs lourds

(Œufs de Trématodes) (BOULKABOUL., 2008)

Principe

Diluer le prélèvement dans une solution aqueuse de densité inférieure à celle des éléments parasitaires afin de les concentrer dans le culot du tube (tandis que certains débris flottent)

- ✓ Homogénéiser le prélèvement
- ✓ Déliter un volume de fèces dans 10 à 15 volumes d'eau (ou Formol à 7%) dans un verre à pied
- ✓ Tamiser le mélange dans une passoire à thé
- ✓ Laisser le filtrat reposer 6 heures au minimum ou centrifuger pendant 5 minutes à 2000 trs/min (300g)
- ✓ Observer au microscope quelques gouttes du culot (BEUGNET *et al.*, 2004)

1.14.1.3 -Méthode McMaster

La technique modifiée de McMaster est plus facile et plus rapide à utiliser. Elle ne nécessite pas d'équipement spécialisé et ne requiert pas un haut niveau de formation. Quoiqu'un peu moins précise que l'épreuve de Wisconsin, c'est la technique la plus universellement utilisée pour la détection et la quantification des œufs de nématodes chez les petits ruminants.

La flottation préalable à une lecture avec la chambre de numération de McMaster peut se faire avec différentes solutions mais, ATTENTION, la qualité des résultats dépend de l'adaptation des protocoles.

La méthode la plus fréquemment utilisée se résume à mélanger les matières fécales avec une solution salée (NaCl) saturée et à laisser reposer le mélange pour permettre la séparation des œufs. Une centrifugation préalable peut aider à éliminer bon nombre de débris. Une petite quantité du mélange ainsi obtenu est filtrée, homogénéisée puis placée dans la chambre McMaster (Figure 2.6). On laisse reposer pour un minimum de 2 minutes de façon à ce que les œufs flottent à la surface de la chambre. Une section de la chambre est ensuite examinée au microscope pour compter les œufs de nématodes qui s'y trouvent. Le nombre d'œufs ainsi obtenu est multiplié par le facteur de dilution pour estimer le nombre d'œufs par gramme de fèces (OPG). (BELANGER *et al.*, 2007).

La méthode de McMaster modifiée peut ne pas détecter les œufs s'ils sont présents en très petite quantité (i.e. moins de 25 ou 50 OPG). Elle n'est donc pas appropriée pour la mise en évidence des parasites qui sont habituellement présents en faible quantité (comme *Trichuris*, *Capillaria* et *Strongyloides*) ou pour les bas niveaux d'infestation par les nématodes.

Comme elle est simple et ne requiert qu'un microscope, la technique de McMaster modifiée peut être réalisée directement à la ferme. Les producteurs parviennent rapidement à maîtriser la technique (un suivi vétérinaire demeure toutefois requis pour déterminer les bonnes stratégies de traitement). Les échantillons peuvent aussi être analysés par un vétérinaire praticien ou envoyés à un laboratoire.(BELANGER *et al.*, 2007).

7. -Coproculture

Définition

La coproculture parasitaire consiste à faire évoluer des œufs présents dans les fèces en larves. Cette technique permet d'obtenir des formes plus facilement identifiables. On rassemble les matières fécales dans les boîtes de pétri et on ferme bien ensuite on colle l'étiquettes : le sexe, la date y sont écrits, enfin on laisse le quelque jours dans laboratoire.(BEN HAMZA.2020).

Application

L'identification de l'espace parasitaire en présence est primordiale pour le dépistage et étude du nématode gastro intestinales ainsi que pour la mise en évidence de l'espace parasitaire impliquée (JORGEN, 1995).

Technique

- étaler les fèces prélevées en boîtes de pétri .avec quelques tampons de coton imbibés d'eau dans un bac muni d'un couvercle
- conserver a étuve. A une température de 23-27 c et 50-80 humidités .avec aération quotidienne
- l'incubation dure 8 a15 jour pour obtenir les larve l3.mais plus pour nématodirus .(15-30 jour)
- récolter les larves par méthode de baermann
- lignification se fait a g*100 et plus (BOULKABOULE .2008)

1.14.2 Méthode de Baerman

Cette méthode permet de détecter les larves de nématodes ; elle est facile, peu coûteuse mais un peu longue et ne permet pas d'analyse quantitative à la suite, on comparer les résultats avec la clé d'identification des larves (L3) (CABARET, 2004).(Fig.51)

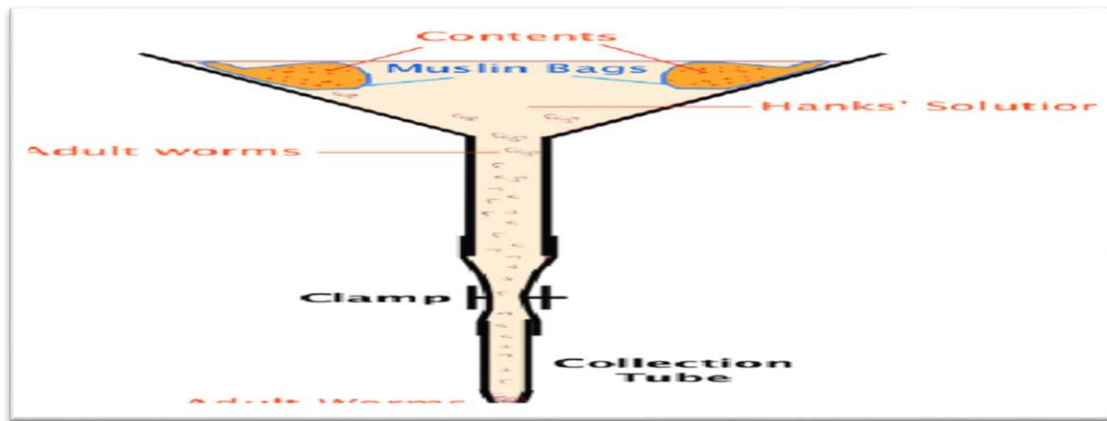


Figure n°57: Appareil de Barmann (JOHNSTON, *et al* 2015)

Le principe

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

Technique:

On dépose le prélèvement sur une gaze, posée sur un tamis, au dessus d'un entonnoir rempli d'eau. On laisse reposer au moins 24 heures et on récupère les premiers millilitres de filtrat (BOULKABOULE .2008) (Fig.52).



Figure n°58 : Matériel pour larvoscopie (baermann)(JOURGEN.1995).

1.14.3 -Diagnose des larves L3

Principe

cette technique permet d'extraire les larve de nématodes pulmonaires et les larve infectantes de la masse fécale après coproculture .elle repose sur l'attrance des larve pour humidité et consiste a faire migrer activement les larve en mettant les fèces au contact de Léau il ne reste ensuite qu' a récolter les larve dans Léau et a les identifier(JOURGEN.1995)

L'identification du stade l3 est basée sur différentes caractères morphologique : la taille du corps. La forme de loesophage . la gaine . la forme et nombre des cellules intestinales .et la longueur de la queue.(Tab.03)

Tableau n°3 : Clé de détermination des larves infectantes de nématode rencontrés chez ovins (JORGEN.1995).

Longeur totale des larves (u)	Espace .longeur	Autre caractéristique
Petite 500-700	Strongyloides 570-700	Corps filiforme .oesophage long.1/3a ½ de longer totale de larve
Petite 500-700	Bunostomum 510-670	Corps large effilé brusquement en une longue queue fine. Constriction en bandes sur loesophage
Moyenne 650-900	Trichstrongylus 620-910	Larve recitigne.le petite taille.queue de la gaine de forme conique .présence de lubercules sur la queue de la larve
Moyenne 650-900	Ostertagia 790-910	Queue de la gaine longue .conique (en forme de doigt
Moyenne 650-900	Cooperia 710-910	Corps ovalaires a l'extrémité antérieure de la larve .la queue de la larve arrondie
Moyenne 650-900	Haemonchus 650-750	Queue de la gaine générèrent vrillée .queue de la larve pointue
Moyenne 650-900	Coeria oncophera 800-920	Corps ovalaires a l'extrémité antérieure da la larve .queue de la larve arrondie
Moyenne 650-900	Chabertia 710-790	Corps épais avec 24 a32 cellules intestinales rectangulaires
	Oesophagostomum	Généralement plus grand que chabertia .possède

Grande 900-1200	770-920	16a24 cellule intestinal triangulaires
Grande 900-1200	Nematodirus 922-1180	Queue de le larve fourchue
Grande 900-1200		

1.15 .L'hématocrite

En raison de la spoliation sanguine due a certains strongles hématophage .dont le plus connu est *Haemonchus contortus* .hématocrite est souvent diminué .et présent un bon indice d'appréciation de l'incidence du parasitisme sur les animaux (BAKER .1997).

8. -Mesures préventives et traitement

1.16 -Anti protozoaire

Maladie	Prophylaxie sanitair	Prophylaxie medical
Trypanosomose	<p>_Lutte antivectorielle Car depuis que le vecteur existe, il y a d'abord et avant tout l'utilisation de tamis et de pièges imprégnés d'insecticide.</p> <p>_ Utiliser des produits très efficaces contre les mouches et les tiques et absolument pas nocifs pour les mammifères.</p>	<p>Suramie(7a10mg) bérénil(3 Touré, S. (1973.5 mg/kg)</p>
Coccsidiose(Emira)	<p>Pour prévenir l'apparition de la forme clinique Coccidiose : lieux propres et secs (manger et boire ils boivent à la bonne hauteur, litière sèche et propre), Elevage sur caillebotis,</p> <p>- amélioration des "kraals" et des aires d'alimentation et d'abreuvement, en limitant le nombre d'animaux,</p> <p>Les bâtiments doivent être nettoyés et désinfectés Avec de l'eau bouillante sous pression et de l'ammoniac gazeux quand c'est possible.</p> <p>- Les longues saisons de maternité/grossesse sont admissibles progressivement à un environnement très pollué et Mélange de différentes tranches d'âge ce qui est très favorable Coccidiose clinique (Chartier, C., & Paraud, C. (2012)</p>	<p><u>antibiotiques</u> (<u>sulfamides</u>, <u>fluoroquinolones</u>, <u>rifamycines</u>).</p>
Cryptosboridie (cryptosbordum)	<p>une désinfection des bâtiments des nouveaux-nés est envisageable, . Les mesures préventives hygiéniques à mettre en place sont les suivantes :</p> <p>-une litière des jeunes propre et sèche</p> <p>_éviter une surpopulation, le confinement et le mélange</p>	<p>- Halocur d'halofuginone (0,1 mg/kg pendant 7 jours)</p>

	<p>d'animaux d'âges différents</p> <ul style="list-style-type: none">-un arrosage et un nettoyage soignés à l'eau bouillante_une désinfection spécifique contre les ookyste-si possible vide sanitaire <p>A ce jour, aucun traitement curatif ne bénéficie d'une AMM en France. Seul un traitement préventif à administrer sur plusieurs jours consécutifs après la naissance peut être utilisé sur prescription du vétérinaire.(Ouakli, N. (2011).</p>	
--	--	--

1.17 Anthelminthique

Est utilisée dans les programmes de contrôle de l'infection des ovins par les vers gastro-intestinaux. Les parasites ne peuvent être éliminés complètement. L'ampleur des infections peut être limitée afin de maintenir l'infection à un niveau compatible avec les performances zootechniques des différentes catégories d'animaux. Et éviter des pertes économiques. Une combinaison de traitement (prophylaxie médicale) et de gestion de l'élevage (prophylaxie sanitaire) est la stratégie de lutte contre les helminthes (BOULKABOUL, 2008)

1.17.1 -Utilisations des anthelminthiques

Sont utilisés pour éliminer la plupart de la population des strongles présents chez l'hôte. et seront probablement plus efficaces quand le bétail est déplacé d'un pâturage contaminé à un pâturage sain. Les pâturages deviennent sains quand ils ont été labourés ou abandonnés pour une certaine période.

1.17.1.1 -Traitements préventifs sont de deux types

a- traitement stratégique

visent notamment des vers qui ont subi l'hypobiose en période hivernale. afin de contrôler la charge parasitaire qui augmentera fortement vers la saison chaude. ce traitement est réalisé à des dates fixes à l'avance

b- traitement tactique : utilisée quand les conditions climatiques ont été favorables à la transmission du parasite. et recommandée autour de la période de mise bas (BOULKABOUL, 2008)

1.17.2 -L'alimentation et utilisation des plantes a tanins

L'alimentation sains et de qualité joue un grand rôle pour maintenir un meilleur équilibre enter les ovins et parasite .et augment la capacité de animal a se défend conter une infection parasitaire. (BOULKABOUL .2008)

1.17.3 -Interventions sur le pâturage

L'action sur la phase de vie libre a pour but de réduire les sources d'infestation, en diminuant le nombre d'œufs ou de larves infestantes présents sur le pâturage. Les différentes méthodes préconisées sont les suivantes :

- L'épandage de produits chimiques qui détruisent les larves libres. Mais la nécessité de grandes quantités de larvicides rend la méthode onéreuse. Des pâturages se fait aussi par des mesures agronomiques telles que le hersage, la fauche, la mise en repos ou par les pratiques culturales.
- La rotation des pâturages, qui consiste à diviser les parcs en lots au moyen de clôture et à changer périodiquement le troupeau d'enclos (BUSSIERAS et CHERMETTE., 1998), lorsque les larves sont nombreuses ou pics d'infestation, ainsi qu'à la suite d'une vermifugation.
- La création d'un système de pâturage mixte ou alterné par plusieurs espèces d'hôtes qui permet de limiter l'infestation des hôtes. Il est basé sur la relative spécificité parasitaire entre les animaux et sur l'immunité croisée que peut engendrer une infestation réciproque du fait des communautés antigéniques. Cependant l'utilisation de cette technique pour lutter contre *Trichostrongylus axei* est limitée car ce dernier peut infester l'ensemble des ruminants domestiques.
- La méthode du pâturage propre «clean grazing » consiste à placer le troupeau récemment vermifugé sur une pâture qui n'a pas porté d'animaux depuis 12 mois (BUSSIERAS ET CHERMETTE., 1998).

1.17.4 - La lutte biologique

A été aussi préconisée, par des coléoptères coprophages qui fragmentent les bouses et actuellement par des champignons prédateurs de larves.

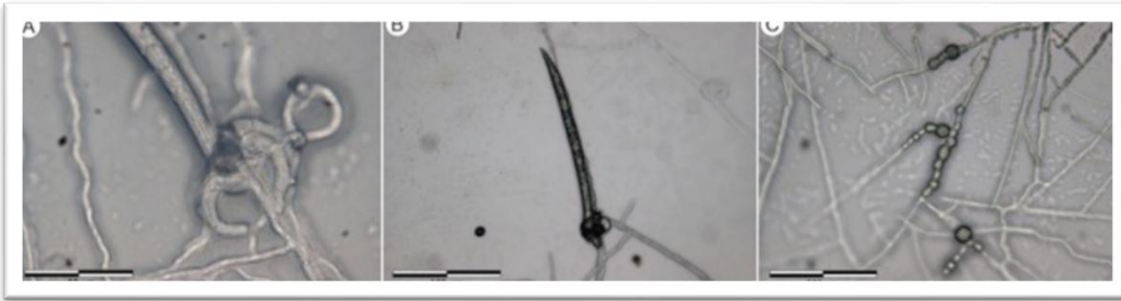


Figure n°59 : *Duddingtonia flagrans* (MONTEIRO *et al.* 2019.)

1.18 Médicaments (anthelminthiques) pour usage ovin

Utilisation des molécules anthelminthiques chimiques a été la méthode presque unique de lutte contre ces parasites. La fréquence d'utilisation des anthelminthiques est variable d'un pays à un autre. En Algérie, la fréquence des traitements est de deux à quatre fois par an d'après des résultats d'une enquête non publiés (BENTOUNSI *et al.*, 2001)

trois grandes familles de molécules anthelminthiques efficaces contre les strongles gastro-intestinaux des ovins (LANUSSE et PRICHARD., 1993)

1.18.1 Les benzimidazoles

Mode d'action

Bloquent certains systèmes enzymatiques du métabolisme anaérobie des parasites, les privant ainsi de leurs ressources énergétiques), mais également en inhibant la formation des microtubules du cytosquelette des parasites, sans altérer ceux de l'hôte (MARTIN., 1997)

1.18.2 Les imidazothiazoles

Mode d'action

est un agoniste de l'acétylcholine; en se fixant sur les récepteurs nicotiniques du parasite, il entraîne une paralysie spastique de celui-ci et sa mort (MARTIN., 1993)

1.18.3 -Lactones macrocycliques.

A cela, s'ajoute la famille des salicylanilidés,

Mode d'action

Sont actifs contre les strongles hématophages (*Haemonchus contortus*); ils inhibent la phosphorylation oxydative du parasite sans affecter celle de l'hôte (SWAN., 1999).

1.18.4 -Les lactones macrocycliques

comprennent les avermectines (ivermectine et doramectine) et les milbémycines (moxidectine) (BLACKHALL *et al.*, 2003).

Mode d'action

Elles sont agonistes du récepteur de l'acide gamma-aminobutyrique et du récepteur au glutamate. Elles entraînent une paralysie flasque du parasite en augmentant la perméabilité membranaire aux ions (BEUGNET *et al.*1997)

Tableau n ° 4: Principaux anthelminthiques utilisés chez les ovins (MERADI,2012).

Famille	Moléculaire	Mode action	Posologie et voie d'administration	Temps d'attente	
				Viande abats	Lait
Benzimidazoles et pro-benzimidazole	Oxfendazole Fenbendazole Albendazole Fébantel	Inhibiteurs de la polymérisation de la β – tubuline	5mg/Kg VO 5mg/Kg VO 3.8 mg/Kg VO 5mg/Kg VO	14j	Nul Nul
				10j	Interdi t
				10j	Nul
				8j	
Imidazothiazoles	Lévamisole	Cholinomimétique	7.5mg/Kg VO	3j	Interdit
Salicylanilidés (action contre les strongles hématophage)	Closantel Nitroxini	Découpleur de la phosphorylation oxydative	10mg/Kg VO 10mg/Kg SC	28j	interdit
				28j	10 traite
Lactones macrocycliques	Ivermectine Doramectine Moxidectine	Agoniste GABA énergétique	0.2 mg/Kg VO 0.2 mg/Kg SC 0.2 mg/Kg IM/SC 0.2 mg/Kg VO/SC	3j	Intert dit
				56js C	Interdt
				35jIM	Intert
				3j	

[Tapez un texte]



Conclusion et perspective

CONCLUSION

L'infection des ovins par des parasites interne a un impact économique important en raison de la perte de production de viande, lait et laine, retard de croissance et la mortalité.

Les endoparasites sont des parasites souvent rencontrés chez les ovins. Sont des parasites majeurs entraînant des troubles cliniques et des pertes économiques. La contamination de l'hôte fait lors de la prise alimentaire et la présence des parasites dans le milieu extérieur est conditionnée par la survie et le développement des stades parasitaires dans l'environnement. Ainsi, plusieurs facteurs sont responsables de la variation du parasitisme au sein d'un environnement étudié et donc au sein d'une espèce qui fréquente cet environnement. L'exposition aux parasites par son hôte potentiel dépend facteurs intrinsèques à l'hôte tels que le comportement alimentaire, et de facteurs externes, tels que la saison et la présence d'autres espèces hôtes pouvant intervenir dans le cycle du parasite.

En Algérie la présente des études confirmé leur présence et leur pathologie et aussi l'évolution saisonnière de l'infestation des ovins.

Un inventaire des espèces des endoparasites qui touchent les ovins en Algérie a permis de conclure la présence des nombreuse espèces appartient a des embranchements différant 22 genres nématodes, 9 genres des cestodes et 03 genre des trématodes.

La lutte contre les parasites doit se baser sur un diagnostic le plus précis possible et comporte un ensemble de mesures qui complètent l'utilisation des molécules chimiques

D'une façon générale, chaque plan de traitement doit associer a l'usage des molécules chimiques une bonne gestion des parcelles et une action sur les sources de parasites (milieux extérieur, hôte intermédiaires).

Perspective

Il est important d'étendre ce type de recherche bibliographique pour augmenter la chance d'identifier plus de parasites et poursuivre par pratique en utilisant les techniques mentionnée précédemment

Références bibliographiques

• Références bibliographiques

- 1- **ABOUR KHADIDJA ET ZOUFFOUL CHAHIRA ET KONATE MAHAMADOU.**2018. Contribution à l'étude des strongles gastro-intestinaux des Petits Ruminants dans la région de Guelma, et leur résistance aux anthelminthiques redoutables. Université 8 Mai 1945 Guelma.65p.
- 2-**AFRI-BOUZEBDA, F., DJAOUT, A., BOUZEBDA, Z.**,2016. Description baryométrique de cinq races ovines algériennes. *Livestock Research for Rural Development*, , vol30 :1-16pp.
- 3-**AGHAYAN, SARGIS, GEVORGIAN, HASMIK, EBI, DENNIS.**,2019- Fasciola spp. in Armenia: genetic diversity in a global context. *Veterinary parasitology*.vol. 268 :21-31pp.
- 2- **-AISSAOUI, C., CHIBANI, J., et BOUZEBDA, Z,**2004-. Etudes des variations de la production spermatique du bélier de race Ouled Djellal soumis à un régime pauvre. *Renc. Rech. Ruminants* vol. 11, p. 402.
- 3- **ALEUY, O. Alejandro, HOBERG, Eric P., PAQUETTE, Chelsey, et al.** Adaptations and phenotypic plasticity in developmental traits of *Marshallagia marshalli*. *International journal for parasitology*, 2019, vol.49, (10) pp : 789-796.
- 4- **AMARANTE, M., BASSETTO, C. NEVES, J. H.,et AMARANTE, A. ,** 2013 - Species-specific PCR for the identification of *Cooperia curticei* (Nematoda: Trichostrongylidae) in sheep. *Journal of Helminthology*,vol 88(04), 447–452.pp.
- 5- **ANDREWS.AH.**,2013- some aspects of coccidiosis in sheep and goats- *small ruminant research*. Vol 110.93-95pp.
- 6- **ANDRIAMANANTINA.D, REY .P ;PERRET.J et KLOTZ.F.**,2006-Distomoses. *Maladies infectieuse*.vol02 :105-118pp.
- 7- **ARMOUR.J et BRUCE.R. ,** 1974. Inhibited development in *Ostertagia ostertagi* infections—a diapause phenomenon in a nematode. *Parasitology*.vol 69(2) : 161-14pp
- 8- **ATTIR.B et MAMMERI.A.**,2021-An age classe study of sheependoparasites in Biskra region (Algeria).*Véterinaria*.Vol70(1).39-48pp.

- 9- **AUDEBERET.F, HOSTE.H et DURETTE DESSET.M.**, 2002. Life cycle of *Trichostrongylus retortaeformis* in its natural host, the rabbit (*Oryctolagus cuniculus*). *Journal of helminthology*.vol 76(3) :189-192.
- 10- **AUTIER, Brice, GUEGAN, Hélène, ORY, Kévin, et al** 2019-Les helminthoses à tropisme hépatique. *Revue Francophone des Laboratoires*, vol. 2019(512) pp 73-80.
- 11- **BACHIR- PACHA M et TRIKI-YAMANI R.R.** 2010.Cinétique mensuelle du parasitisme ovin en Algérie : résultats de trois années d'enquêtes sur le terrain (2004 - 2006). *Revue de MédecineVétérinaire* 161(4):193-200.
- 12- **BAKER A** .1997 résistance génétique des petits ruminants aux helminthes en Afrique *INRA prod .anim.*10(1) :99-110.
- 13- **BARONE R**; 2010-*Anatomie Comparée des Mammifères Domestiques*,Tome 7, Neurologie II. Vigot. Paris, 838 pages.
- 14- **BARRE, N. & MOUTOU, F.** 1982. Helminthes des animaux domestiques et sauvages de La Réunion. Inventaire et rôle pathogène. I. Mammifères. *Revue d'Elevage et de Médecine Vétérinaire des Pays Tropicaux*, 35 (1) pp: 43-55.
- 15- **BASIR, M. A.** (1950). The morphology and development of the sheep nematode, *Strongyloides papillosus* (Wedl, 1856). *Canadian Journal of Research*, 28(3), 173-196.
- 16- **BEAUMONT.A et PIERRE CASSIER.**2004-*Biologie animale des protozoaires aux métazoaires épithélioneuriens Tom1*. Ed Dunod Belgique.459 pages.
- 17- **BELAIB.I et DEKHILI.M** ,2012-caractérisation morphologique des troupeaux ovins dans la région de sétif (Algerie).*Agriculture* vol 03 : 1-9pp.
- 18- **BELANGER D., COCKBURN A M., LEBOUUEUF A., VILLENEUVE A.**, 2007- *Gestion intégrée du parasitisme gastro-intestinal chez les moutons*.Canada, 26 p.
- 19- **BEN HAMOUD, EL HANETATI, ABDERRAOUF.K et CHRIKI.A.**,2014- A review on the species *ovis aries* (Linnaeus, 1758).*Life science journal*,11(4) ;158-162page.
- 20- **BEN HAMZA.S.**,2020-*Les parasites digestifs des ovins dans la région d'Ain zaatout (Biskra)*.Mém master en Parasitologie.Univ Mohamed Khider de Biskra,53pages.
- 21- **BEN HASSINE.S.**,2019-*Epidémiologie et potentiel zoonotique des protozoaires parasites ;Giardia et Cryptosporidium, chez les animaux d'élevage dans le steppe algérienne : cas de Laghouat et régions limitrophes*.Thèse doctorat,Univ.Ziane achour, Djelfa,125pages.

Références bibliographique

- 22- **BENTOUNSI B**-2001, Appréciation du Famacha Anémie guide dans les conditions locales chez le mouton naturellement infesté par les nématodes avant et après un traitement. XIV Congrès Vétérinaire national, Alger 22-23 décembre 2001.
- 23- **BENTOUSI.B.**,2001-parasitologie vétérinaire : *helminthoses des mammifères domestiques*.Ed constantine.113pages.
- 24- **BEUGNET F., GEVREY J., KERBOEUF D.**, 1997- Les endectocides : mode d'action et d'utilisation. Point Vet. Numéro Spécial. *Parasitologie des Ruminants*. vol28, pp :133-137.
- 25- **BLACKHALL W., PRICHARD R., BEECH R.**, 2003-Selection at a gammaaminobutyric acid receptor gene in *Haemonchus contortus* resistant to avermectins/milbemycins. *Mol. Biochem. Parasitol.* vol131,pp: 137-145.
- 26- **BLOTKAMP, J.** 1993- Observations on the morphology of adults and larval stages of *Oesophagostomum* sp. isolated from man in northern Togo and Ghana. *Journal of Helminthology*. vol67,pp: 49-61.
- 27- **BOUHIER DE L'ECLUSE.R.**, 1960-*pratique de l'élevage du mouton*.Ed,flamonrion,Paris.176page.
- 28- **BOUIX.J., et KADIRI.M.**, 1975. Un des éléments majeurs de la mise en valeur des palmeraies : la race ovine d'man. Ciheam - *options méditerranéennes*. vol 26. Pp : 87-93.
- 29- **BOULKABOUL, A.** 2008- *Evaluation du parasitisme par les strongles digestifs et de l'efficacité du traitement anthelminthique chez les ovins dans la région de Tiaret* .Thèse Doctorat, Université d'Oran1-Ahmed Ben Bella.172pages.
- 30- **BOULKABOUL.A et MOULAYE.K.**,2006-Parasitisme interna du mouton de race Ouled Djellal enzone semi-aride d'Algerie.*Elev.vét.pays.trop*.Vol59 :23-29pp.
- 31- **BRICAIRE.P,RICHARD.S, FERTE.H, MERCIER.A, ROMAND.O et GINESTA.J.** , 1999- Utilisation de la coproscopie pour le suivi du parasitisme digestif au sein d'un effectif canin important. *Revue Française Des Laboratoires*, vol(310), 39–48pp.
- 32- **Brochot, L.** (2009). GESTION DU PARASITISME INTERNE DES JEUNES AGNEAUX DE PLEIN AIR. LA FACULTE DE MÉDECINE DE CRÉTEIL
- 33- **BUGNON.P, PORTIER.H, CUDEY.B, COLLIN.P et KAPELLI.J.** ,1984- Actualité de la distomose. *Medecine et maladie infectieuse*.vol14(1) :16-24pp.
- 34- **BUI YEN-GIANG** ,2007-Helminthes et protozoaires comment s'y retrouver sans y perdre son latin ?.*Le médecin du québec*. Vol 42(03).47-51pages.

- 35- **BULBUL, K. H., AKAND, A. H., HUSSAIN, J., PARBIN, S., & HASIN, D.** (2020). A brief understanding of *Trichuris ovis* in ruminants. *International Journal of Veterinary Sciences and Animal Husbandry*.vol 5(3):pp 72-74.
- 36- **BUSSIERAS J., CHERMETTE R.**, 1998-*Abrégé de Parasitologie vétérinaire,FasciculeIII Helminthologie Vétérinaire*, 2ème édition, Service de Parasitologie, Ecole nationale Vétérinaire,Alfort (France).
- 37- **CABARET J.**, 2004- Parasitisme helminthique en élevage biologique ovin : réalités et moyens de contrôle, *I.N.R.A., Productions Animales*, 17 (2), 145-154p.
- 38- **CABARET J., HOSTE H., (1998)** Comparative analysis of two methods used to show interspecific associations in naturally acquired parasite nematode communities from the abomasum of ewes. *Vet. Parasitol.* 76, 275-285.
- 39- **CAJA.G, GARJOURI.A**,1995-orientation actuelle de l'alimentation des ovins dans les régions méditerranéenne aride.*CIHEAM*.vol(6) :51-68pp.
- 40- **CAME et CUVILLIER.E.**, 1934- Observations on *Trichostrongylus tenuis* Infestation in Domestic and Game Birds in the United States1. *Parasitology*.vol26(3) : 340-345pp.
- 41- **CARON.YANNICK.**, 2016-Aspects morphologiques du cycle de *Fasciola hepatica* en Belgique et en Equateur. thèse se doctorat, Univ .de LIEGE.Belgique.245pages.
- 42- **CHARTIE.CH et PARAUD.C.**,2012-coccidiosis due *Eimeria* in sheep and goats, a review- *small ruminant research*. Vol103 :84-92p
- 43- **CHELLIG**, 1992. Les «races» ovines algériennes. Editions. Office des Publications Universitaires, Alger, 80p
- 44- **CHERMETTE RENE** .2004.Le rôle du lait dans la transmission des parasites. Bulletin des GTV : Hors série parasitologie des ruminants. . p45-p46
- 45- **CHRISTIAN.M.**,2008- *parasites des moutons, prévention, diagnostic, traitement*.Ed.france agricole.113 pages.
- 46- **CLIFFE LJ, GRENCIS RK.** 2004 The *Trichuris muris* system: a paradigm of resistance and susceptibility to intestinal nematode infection. *Advances in Parasitology*. vol 57,pp255-307.
- 47- **COUTURIER, D.** (2004). La coprologie dans la démarche diagnostique. *Annales Pharmaceutiques Françaises*, 62(6), 363–366

- 48- **CUTILLAS, C., GERMAN, P., ARIAS, P., et al.** Trichuris ovis and Trichuris globulosa: morphological, biometrical, and genetic studies. *Experimental Parasitology*, 1995, vol. 81 (4), pp 621-625.
- 49- **DAGNACHEW.S et BEZIE.M.,**2015-review on trypanosoma vivax. *African j.bsic and appl.sci.* vol7(1) :41-64 pp.
- 50- **DASH, K. M.** 1973- The life cycle of Oesophagostomum columbianum (Curtice, 1890) in sheep. *International journal for parasitology*, 3(6), 843-851.
- 51- **DESTREZ.A,DEISS.V et BOISSY.A ,**2014- Les animaux sont-ils plus heureux en élevage extensif ou intensif?. *Ethnozootechnie*,vol 95, pp :27-31.
- 52- **DIMITRIJEVIC, B., BOROZAN, S., KATIC-RADIVOJEVIC, S., & STOJANOVIC, S.** (2012). Effects of infection intensity with Strongyloides papillosus and albendazole treatment on development of oxidative/nitrosative stress in sheep. *Veterinary parasitology*, vol186(3-4), pp :364-375.
- 53- **DIOP.G, YANAGIDA.T ,HAILEMARIAM.Z, MENKIR.D ,NAKAO.M , SOKO.Y et CHEIKHTIDIANE.B.,**2015-Genetic chactérisation of moniezi species in senegalam Ethiopia.*Parasitology international*.Vol(64).256-260pp.
- 54- **DJAOUT, A., AFRI-BOUZEBDA, F., CHEKAL, F BOUYEHIAOULR, RABHIA, BOUBEKEUR.A, BENDIR.M et GOUAR.S .,**2017-Etat de la biodiversité des «races» ovines algériennes, *Genetic and biodiversity journal*. Vol(1) 11-26p.
- 55- **DJAOUT.A,AFRIBOUZEBDA.F,BOUZEBDA.Z,ROUTEL.D,BENIDIR.M et BELKHIRI.Y.** ,2015. Morphological characterization of the rembi sheep population in the tiaret area (west of algeria). *Indian journal of animal sciences* vol85 (4), p58-63.
- 56- **DOUVRES.F.,** 1957-The morphogenesis of the parasitic stages of Trichostrongylus axei and Trichostrongylus colubriformis, nematode parasites of cattle. *Proceedings of the Helminthological Society of Washington*.vol 24(1) : 4-14pp.
- 57- **DRAG, M., HÖGLUND, J., NEJSUM, P., THAMSBORG, S. M., & ENEMARK, H. L.** (2016). The level of embryonation influences detection of Ostertagia ostertagi eggs by semi-quantitative PCR. *Parasites & vectors*, 9(1), 1-8.
- 58- **DRGERCO.J .,**1980-*les protozoaires.* Pp154-192 cité par DURAND.J et LEVEQUE.CH, *flore et faune aquatique de l'afrique sahélo-soudanienne*.ED Paris :ORSTOM.864 pages.

- 59- **DUDUENT.C.** ,2012-*la production du mouton*. Ed. france agricole.330pages.
- 60- **DURETTE.DESSET.M, BEVERIDGE.I et SPRATT.D.** , 1994- The origins and evolutionary expansion of the Strongylida (Nematoda).*International Journal for Parasitology*, vol 24(8) :1139–1165pp.
- 61- **DURETTE-DESSET.M, CHABAUD.A et MOORE.J.**, 1993- *Trichostrongylus cramae* n. sp.(Nematoda), a parasite of bob-white quail (*Colinus virginianus*).*Annales de Parasitologie humaine et comparée*.vol68(1) : 43-48pp.
- 62- **EGYED.Z, SRETER.T, SZELL.Z et VARGA.I.**,2003- caractérezation of cryptosporidium spp- recent developments and future needs. *Veterinary parasitology*.vol111 :103-114p.
- ELBOUYEHIAOUI.R.**,2017*caractéristique zootechniques de la race ovine (TAZEGZAWT) endémique de la kabyle*.thèse doctorat, Ecole nationale supérieure agronomique el Harrach,Alger.195page
- 63- **EUZEBY J, BOURDOISEAU G, CHAUVE CM** ,2005- Dictionnaire de parasitologie médicale et vétérinaire. Paris, Éd Tec & Doc, vol 1, 492 p.
- 64- **EVANS, G. ET W.M.C. MAXWELL.** 1987.Salamon's Artificial Insemination of Sheep
- 65- **FATEN.A, ABO AZIZA, SANNAH.S, ABOELSOUED.D, FARAG.T et ALMUZAINI.A.**,2019-Variabilities of hydatidosis in domestic animals slaughtered at Cairo and Giza abattoirs, *Egypt. Veterinary world*.Vol12 :pp 998-1006.
- 66- **FAZLY ANN.Z,NURULUINI.R ,AZIMA.L , GEETHAMALAR.S, DEBRA.M ,ADAM.M ,ERVANS , PREMALAATHA.B et CHAUDRAWATHANI.P.**,2018- Monieziasis in domestic ruminants in Perak,Malysia.*Journal science technol*.Vol43(1) :pp218-221.
- 67- **FELIACHI, K., KERBOUA, M., ABDELFETTAH, M.**.2003. Commission nationale ANGR: Rapport national sur les ressources génétiques animales: algérie. *Point focal algérien pour les ressources génétiques. Direction générale de l'INRAA. Ministère de l'agriculture et du développement rural (MADR)*.p46.
- 68- **FERVERS.P ,FERVERS.F, MAKALOWSKI.M** ,2018 –life cycle adapted upstreamopen reading frames in trypanosoma congolense : a post transcriptional approach to accurate gene regulation-*PLOSE ONE*.vol13 (8) :1-26pp.

- 69- **FOREYT.PH.**,1986- epidemiology and control of coccidia in sheep.veterrinary *clinics of north america : food animal practice*.vol2(2) :383-388p
- 70- **FOURNIER.A.**, 2006 – *L'élevage des moutons*. Ed.Artemis, France, 94pages.
- 71- **FOX.M.**, 1993- Pathophysiology of infection with *Ostertagia ostertagi* in cattle. *Veterinary Parasitology*.vol 46(1-4) :pp 143-158.
- 72- **FRANCOIS CASTONGUAY, ph,D.**,2018- *la reproduction chez les ovins*.pp10-24.Ed.Unv LAVAL.Canada.145pages.
- 73- **FÜRST T., DUTHALER, U., SRIPA B., UTZINGER J et KEISER ,J.** 2012- *Trematode Infections. Infectious Disease Clinics of North America*.vol 26(2) :399–41pp.
- 74- **GAJADHAR, A. A., LALONDE, L. F., AL-ADHAMI, B.**,2015 Foodborne apicomplexan protozoa: Coccidia. In : *Foodborne Parasites in the Food Supply Web*. Woodhead Publishing, p. 101-147.
- 75- **GHARBLM et DARGHOUTH.M.**, 2018-Apport de l'étude des cycles dans le diagnostic et la lutte contre les parasites des ovins,15-16 décembre 2018,*Institut des sciences vétérinaire,El-khroub-constantine* :page8.
- 76- **GOMEZ.M ; ALVAREZ.M ; ROJOVAZQUES.F.**,2005- immunization protocol against cryptosporidium parvum in ovines : protection in suckling lambs. *Veterinary parasitology*.vol129 :11-20p.
- 77- **GUERZOU A., BENABBAS-SAHKI I., BRAHIMI S., CHOUHA K., DOUMANDJI S.**, 2017-Les endoparasites des tubes digestifs des moutons de la race Rumbi. Enjeux de développement de l'élevage ovin à Djelfa (Algérie). *Conférence scientifique internationale sur l'environnement et l'agriculture*,1 novembre2017 ,Djelfa, pp. 2809-2814.
- 78- **GUIDICI.C,CABARET.J et DURETTE.DESSET.M.**, 1999-Description of *Haemonchus placei* (Place, 1893)(Nematoda, Trichostrongylidae, Haemonchinae), identification and intra-specific morphologic variability. *Parasite*.vol 6(4) : 333-342pp.
- 79- **GUIGUEN, C.** 2012. Avant-Propos - Coprologie parasitaire. *Revue Francophone Des Laboratoires*, 2012(440), 25–26pp.
- 80- **HADBAOULI, SENOUSLIA et HUGUENIN.J.**,2020-les modalités d'alimentationdes troupeaux ovins en steppe algérienne,région M'ssila : pratique et tendance-*CA*.vol(09).8pages.

- 81- **HANRAT.KH, ACHOUR.Y,GHADIRI.Y et VASILE.C.**,2011-Epidemiologic ofhydatidosis in the steppe rigions of Djelfa.Algeria-*Sciparasitol*.vol12(04) :pp177-183.
- 82- **HARKAT.S et LAFRI.M.**,2007-Effet des traitemets hormonaux sur les paramètres de reproduction chez des brebis (OULED-DJELLAL).*courrier du savoir*. vol08.125-132p.
- 83- **HAUKISALMI.V, LAAKSONEN, OKSAMEN.A, BECHMEN.K, HALJIAN.A, YANAGIDA.T et NAKAO.M.**, 2018-Molecular taxonomy and subgeneric classification of tapeworms of the genus *Moniezia* Blanchard, 1891 (Cestoda, Anoplocephalidae) in northern cervids (*Alces* and *Rangifer*). *Parasitology International*. vol67(2) :218–224pp.
- 84- **HAWASH, M. B., ANDERSEN, L. O., GASSER, R. B., STENSVOLD, C. R., & NEJSUM, P.** (2015). Mitochondrial genome analyses suggest multiple *Trichuris* species in humans, baboons, and pigs from different geographical regions. *PLoS Negl Trop Dis*, vol 9(9), pp 1-16.
- 85- **HELLALI S & ZIAD K.**,2014-*Recherche des parasites internes(les strongles digestifs) chez les ovins dans la région Djelfa par méthode coproscopique*. Mémoire de Master, Univ. Zeiane Achour- Djelfa, 30 p.
- 86- **HUE T.**, 2016- Le parasitisme interne en élevage ovin. I.A.C., Calédonien, 47 p.
- 87- **JACKSON.A , GAYARD.S, DONG.X, FOTH.B.**,2015- Global gene expression profiling through th complete life cycle of trypanosoma vivax.*PLOS*. vol12 :1-29pp
- 88- **JEAN PIERRE.V.**,2014- memento de zootechnie.Ed. France agricole.267 pages.
- 89- **JEMAL.A.**,2016- Lungworm infection of small ruminant in ethiopia : A review. *World journal of pharaceutical and life sciences*.vol 02 (03), pp :22-43.
- 90- **JOHNSTON, C. J., ROBERTSON, E., HARCUS, Y., GRAINGER, J. R., COAKLEY, G., SMYTH, D. J., ... & MAIZELS, R.** 2015- Cultivation of *Heligmosomoides polygyrus*: an immunomodulatory nematode parasite and its secreted products. *Journal of visualized experiments: JoVE*, (98).pp :1-10.
- 91- **JORGEN H. (1995)**. *Epidémiologie, diagnostic et prophylaxie des helminthiases des ruminants domestiques*. Food & Agriculture Org..176p
- 92- **KADRIA.N,HASSAN.S ABU EL.EZZ et FARAG.T.**,2014-Diagnosis of *Moniezia* using adult *Moniezia expansa* affinity partially purified antigen.*Global veterinaria*.Vol13(05) :pp814-819.

- 93- **KATUNGUKA.E ,MURRAY.M , HOLMES PH. ,**1999-the influence of energy intake on some blood biochemical parameters in scottish blackface sheep infected with *T.congolense*. *veterinary parasitology*. Vol 84 : 1-11pp.
- 94- **KENNEDY.P.,**2004- human african trypanosomiasis of the CNS :current issues and challenges. *The journal of clinical investigation*. Vol113(4) : 496-504pp
- 95- **KERBOUA, M.,FELIACHI, K., ABDELFETTAH, M., et al. .** 2003-Commission nationale ANGR: Rapport national sur les ressources génétiques animales: algérie. *Point focal algérien pour les ressources génétiques. Direction générale de l'INRAA. Ministère de l'agriculture et du développement rural (MADR)*,45pages.
- 96- **KOUHIL.K et BENCHIKH.E.,**2018-Détection et gestion raisonnée du parasitisme interne chez les ovins.,15-16 décembre 2018, *Institut des sciences vétérinaire,El-khroub-constantine* :page10.
- 97- **KSYONOV, A. P., KUZNETSOV, D. N., KHRUSTALEV, A. V., et al.**2017- The species composition of gastrointestinal nematodes in black-tailed deer *Odocoileus hemionus* from Moscow region. *Rossiiskii Parazitologicheskii Zhurnal*, (2) p. 109-112.
- 98- **LAHLOU-KASSI, A ,**1989. Performance of D'man and Sardi breeds of sheep in purebred and cross-bred matings on an accelerated lambing schedule. I. Fertility, litter size, post-partum anoestrus and puberty. *Small Ruminant Res.* vol. 2, p. 225-239.
- 99- **LAKHDARI, F CHEKKAL, F., BENGUEGA, Z., MERADI, S., BERREDJOUH, D., BOUDIBI, S.,** (2015). Guide de caractérisation phénotypique des races ovines de l'Algérie. *CRSTRA*.
- 100- **LANUSSE C., PRICHARD R.,** 1993-Relationship between pharmacological properties and clinical efficacy of ruminant anthelmintics. *Vet. Parasitol.* vol49, pp :123-158.
- 101- **LAURIE.P et ANATOLY.R.,**1997- *the genetics of sheep*.Ed.CAB International.611pages.
- 102- **LEITE.A.,** 1992- Ultrastructure of the adults of *Bunostomum phlebotomum* (Nematoda: Ancylostomatidae). *Memórias do Instituto Oswaldo Cruz* .Vol87 : 117-122pp.
- 103- **LEVINE N.D. ,** 1980- a newly revised classification of the protozoa. *Society of protozoologists*.vol27 (1).37-58 pages.

Références bibliographique

- 104- **LEWALL.D.**,1998-Hydatid disease :biology,pathology, imaging and classification-*clinical radiology*.Vol53 :863-874pp.
- 105- **MACHEN, V., CRADDOCK, F, CRAIG, T.**,.1998- A *Haemonchus contortus* management plan for sheep and goats in Texas. *Texas FARMER Collection*.
- 106- **MADR/DSASI.**, 2014. Statistiques Agricoles Série B. Ministère de l’Agriculture et du Développement rural / Direction des statistiques agricoles et des systèmes d’information,Alger, Algérie
- 107- **MADRPM/DERD**, 2005. La race prolifique ovine D'man. Productivité et voies de valorisation en dehors de l'oasis. Bulletin mensuel d'information et de la liaison su PNTTA. Transfert de technologie en agriculture. N°130: Génétique ovine. MEYER.CH, **FAYE.B** et **KAREMBE.H.**,2004-*Guide d'élevage mouton méditerranéen et tropical*.Ed,CEVA santé animal, France.161page.
- 108- **MAFTY KORTEBY, H, KOUDRI, Zoheir, et SAADI, M.**,2017- Caractérisation des performances de la race ovine Algérienne Ouled Djellal type Djellalia dans des conditions steppiques. *Nature & Technology*, vol 17.pp1-5
- 109- **Mage C., (2008)**Parasites des moutons : prévention, diagnostic, traitement. France agricole. Editions, 113p.
- 110- **MARADIS.**,2012-*les strongles digestifs des ovins de la région de Batna (Algérie) :caractérisation, spécificités climatiques et indicateurs physiopathologiques*.thèse doctorat.Univ hadj lakhdar de Batna.164pages.
- 111- **MARTIN R.J.**, 1997- Modes of action of anthelmintic drugs. *Vet. J.*vol154, pp :11-34.
- 112- **MARTIN, R.J.**, 1993-Neuromuscular transmission in nematode parasites and antinematodal drug action. *Pharmacol. Ther.* vol58, pp:13-50.
- 113- **MAULE.A, HALTON.D, SHAW.C et JOHNSTON.**, 1993-the cholinergic, serotonergic and peptidergic components of the nervous system of *Moniezia expansa* (cestoda,cyclophyllidia).*Parasitology*.Vol106 (04).429-440pp.
- 114- **Mehlhorn, H.** (2015). *Bunostomum Species. Encyclopedia of Parasitology*, 1–2. doi:10.1007/978-3-642-27769-6_3788-

- 115- **MENZIES P., PEREGRINE A., SHAKYA K., AVULA J., FERNANDEZ S .,** 2010- *Manuel de lutte contre les parasites internes du mouton*. Dept Pathobiology, University de Guelph., Canada. 70 p.
- 116- **MERADI, S.** (2012). *Les strongles digestifs des ovins de la région de Batna (Algérie): Caractérisation, spécificités climatiques et indicateurs physiopathologiques* .Thèse Doctorat, Université de Batna 2.164pages
- 117- **MEYER C , FAYE.B et KAREMEBE.H.,**2004-guide f'élevage du mouton méditerranéen et tropical.Ed.CEVE santé animale, Frnce .161 pages.
- 118- **MILLER, H. R. P.** 1984-The protective mucosal response against gastrointestinal nematodes in ruminants and laboratory animals. *Veterinary immunology and immunopathology*, 6(1-2), 167-259.
- 119- **MOKHTARA.C,NEGROU.B,SETTOU.N,GOUARETH.A et SETTOU.B.** ,2019- Pathways to plus-energy buildings in Algeria: design optimization method based on GIS and multi-criteria decision-making. *Energy Procedia*.vol 162 :pp171–180.
- 120- **MONTEIRO, T., BALBINO, , DE MELLO, I. ., COUTINHO, R., DE ARAUJO, J. V., ETFREITAS, L. G.** 2019. *Duddingtonia flagrans* preying a plant parasitic nematode1. *Brazilian Journal of Biology*, vol80, pp197-198.
- 121- **MOUDGIL.A ,MOUDGIL.P,ASRANI.RK et AGNIHOTRI.R.,**2018- Hydatidosis in slaughtered sheep and goats in India :prevalence, genotypic characterization and pathological studies.*Journal of helminthology*.Vol31 : 1-5pp.
- 122- **MOULA.N(a).**,2018-caractérisation de la race ovine algérienne Tazegawth-*tropicultura*.36(1) :43-53page.
- 123- **MOULA.N(b).**,2018-Elevage ovin en Algérie,analyse de situation,séminaire international de médecine vétérinaire et filière ovine en Algérie au Maghreb. 15 et 16 décembre, Institut des sciences vétérinaireEl-khroub-constantine.
- 124- **MOUSSOUNI.L, BENHANIFIA.M, SAIDI.M et AYAD.A.**,2018-Prévalence of gastrointestinal parasitism infections in cattle of bass kabylie area : case of Bejaia province,Algéria.*Macedonian veterinary review*.Vol41(1) :73-82pp.

- 125- **MUTWIRI, T., MAGAMBO, J., ZEYHLE, E., et al.,2013-** Molecular characterisation of *Echinococcus granulosus* species/strains in human infections from Turkana, Kenya. *East African medical journal* ,vol. 90 (7), pp. 235-240.
- 126- **MUZAFFAR.A ;RIDVAN.K,SALI.Y,HATICE.G et ESIN.G.,2019-** Endoparasites determined by fecal examination in sheep in erzurum province.Turkiye parazitoloj derg,43(4) :188-189pages.
- 127- **NIKOLAOU, S. et GASSER, R. B.** 2006-Prospects for exploring molecular developmental processes in *Haemonchus contortus*. *International journal for parasitology*, vol. 36(8), pp. 859-868.
- 128- **NIMPAYE.H, NJIOKOU.E, NJINE.T, NJITCHOUANG G.R et CUNY.G.**2011-trypanosoma vivax, trypanosoma.congelense forest type and T.simiae : prevalence in domestic animals of sleeping sickness foci of cameroon. *Parasite*.vol 18 :171-179pp.
- 129- **OLIVEROS, R., & CUTILLAS BARRIOS, C.**2003- Redescrpción de *Trichuris ovis* (Nematoda)(Abildgaard, 1795) parásito de *Ovis aries* (Linné, 1758) y *Capra hircus*... *Revista ibérica de parasitología*, 63 (3-4), 77-83.
- 130- **OLMOS.L.H., COLOQUE CARO.L.A et MICHELOND J.F.,2020-** First record of clinical coccidiosis (*Eimeria ovinoidalis*) in adult sheep from northern Argentina. *Veterinary parasitology : regional studies and reports*. Vol20 :1-14pp.
- 131- **OUAKLI, N.** 2011-Prévalence de la cryptosporidiose chez le veau et les facteurs de risque dans la wilaya de Blida (Doctoral dissertation, Blida).
- 132- **OURCHANLF.,2020-**contribution a l'étude parasitaire des dromadaires dans la région de Biskra.Univ.Mohemed Khider .57pages.
- 133- **PATRA, Gautam, AL-ABODI, Hiba Riyadh, SAHARA, Ana, et al.** 2020- Prevalence of parasitic fauna of pigs in North-Eastern region of India. *Biological Rhythm Research*, vol. 51(8), pp.1298-1315.
- 134- **PEIL ,JINZLONG.C, MIN.C.,2015-**distribution of cryptosporidium species in Tibetan sheep and yaks in Qinghai,China.veterinary parasitology.vol215.pp 58-62
- 135- **PIPER.L et RUVINSKI.A.,1997-** *the genetics of sheep*.Ed.CAB international.611pages

- 136- **POLACK.F ET DANG.B.**, 2004. *Atlas de coproscopie*. Kalianxis, France, 277pages
- 137- **PRESTON, Sarah JM, BEDDOE, T., WALKDEN-BROWN, Steve, et al.**2015- Galectin-11: a novel host mediator targeting specific stages of the gastrointestinal nematode parasite, *Haemonchus contortus*. *International journal for parasitology*, vol. 45(12), pp. 791-796.
- 138- **RAHMAN.WA, ELMAJDOUB.LE ,NOUR SAM et WAJIDI0.ME**, 2015- Present status on the taxonomy and morphology of *Echinococcus granulosus* :A review.*Austin journal of veterinary science and animal husbandry*.Vol02(02) :1-6pp.
- 139- **RIGHLS, CANON.Y, LASSON.B et BENAKHA.A.**, 2009- comparaison des performances de la PCR et de la technique d'Ecrasement dans la détection des formes dans la région d'EL TAREF : resultats preliminaires.*Science et technologie*.vol29.21-24pp.
- 140- **ROMAGNY.C** .,2019-la trypanosomose bvine africaine : impact sur la reproduction et gestion d'élevage. These doctorat, Univ claude-Bernard.Lyon I.124 pages.
- 141- **RONDIA.R.**,2006-Aperçu de l'élevage ovin en afrique du nord.*filiere ovine et caprine*.vol18 :11-14pp
- 142- **ROSSI.P** ., 1983 -Sur le genre *Nematodirus ransom*, 1907-(Nematoda: Trichostrongyloidea). *Annales de parasitologie humaine et comparée*.vol 58(6) : 557-581pp.
- 143- **SAIDI.M, AYAD.A, BOULGABOUL.A et BENBAREK.H.**, 2009-Etude prospective du parasitisme interne des ovins dans une région steppique :cas de la région Ain Dhab,Algérie.*Ann.méd.vét*.Vol153 :224-230pp
- 144- **SARGIS.A, HASMIK.G, DENNIS.E et HRISIME.A.**,2019-Fasciola spp in Armenia :genetic diversity in a global context-*Veterinary parasitology*.Vol268 :21-31pp.
- 145- **Schmidt E.E., Cabaret J., (2000)** Species diversity of digestive-tract nematode communities of domestic ruminants: multivariate versus univariate estimations. *Parasitol. Res.* 24, 70-77.
- 146- **SHAHZED.W, MEHMOUD.KH,MUNIR.R** .,2012- Prevalence and molecular diagnosis of fasciola hepatica in sheep and goats in different districts of punjab.Pakistan-*Pakistan veterinary journal*.vol332(4).535-538pp.

Références bibliographique

- 147- **SHELTON, G. C., & GRIFFITHS, H. J.** (1967). Oesophagostomum columbianum: Experimental Infections in Lambs: Effects of Different Types of Exposure on the Intestinal Lesions. *Pathologia veterinaria*, 4(5), 413-434.
- 148- **SOMMERVILLE, R. I. et DAVEY, K. G.**,2002 -Diapause in parasitic nematodes: a review. *Canadian Journal of Zoology*.vol. 80 (11) : 1817-1840pp.
- 149- **SPRENT.J.**,1946- Studies on the life-history of Bunostomum phlebotomum (Railliet, 1900), a hookworm parasite of cattle. *Parasitology*.vol37(3-4) : 192-201pp.
- 150- **STEWART, T.B. & GASBARRE, L.C.** (1989) The veterinary importance of nodular worms (Oesophagostomum spp). *Parasitology Today* ,vol 5,pp : 209–213.
- 151- **STOLL.N.**, 1929. Studies with the strongyloid nematode, Haemonchus contortus. *Am. J. Hyg.*vol 10 : 384–418pp.
- 152- **SWAN G.**,1999-The pharmacology of halogenated salicylanilides and theiranthelmintic use in animals. *J.S. Afr. Vet. Assoc.* vol 70, pp:61-70.
- 153- **TALABANI.H et THIERRY.A.**,2011- le diagnostic de la trypanosomose humaine africaine. *Les maladies tropicales.* vol430 :41-46pp.
- 154- **THAMSBORG, S. M., KETZIS, J., HORII, Y., & MATTHEWS, J. B.** 2016- *Strongyloides spp. infections of veterinary importance.* *Parasitology*, 144(03), pp :274–284.
- 155- **THAMSBORG, S. M., KETZIS, J., HORII, Y., & MATTHEWS, J. B.** 2017- *Strongyloides spp. infections of veterinary importance.* *Parasitology*, 144(3), 274-284.
- 156- **THATCHER.V et SCOTT.J.**, 1962- The life cycle of Trichostrongylus sigmodontis Baylis, 1945, and the susceptibility of various laboratory animals to this nematode. *The Journal of parasitology*, 558-561.pp
- 157- **The Ohio State University** - College of biological sciences.-Graphic Images of Parasites.-Cryptosporidium parvum- Cryptosporidiosis.-Adresse URL: <http://www.biosci.ohio-state.edu/~parasite/cryptosporidium.html>
- 158- **TRIKI-YAMANLR et BACHIRI-PACHA.M.**,2020-Génitique mensuelle du parasitisme ovine en Algérie :résultats des trois années d'enquêtes sur le terrain(2004-2006).*Revue méd.vét.*Vol161 :193-200pp.

- 159- **VLADIMIR.V et PAKANDL.M.**,2014- Coccidia of turkey : from isolation, characterisation and comparison to molecular phylogeny and molecular diagnostics. *International journal for parasitology*. Vol44.985-1000pp.
- 160- **VOKATY.S ,PHERSON.MC,CAMUS.E et APPLE WAHITE.L.**,1993-ovine trypanosomosis a seroepidimiological survey in coastal guyana.revue *élev.méd.vet.pays.trop*. vol46 (1-2) :57-59 pp.
- 161- **WANG, C. R., GAO, J. F., ZHU, X. Q., & ZHAO, Q.** (2012). Characterization of *Bunostomum trigonocephalum* and *Bunostomum phlebotomum* from sheep and cattle by internal transcribed spacers of nuclear ribosomal DNA. *Research in Veterinary Science*, 92(1), 99-102.
- 162- **WARD, H., CEVALLOS, A.M.** .1998- *Cryptosporidium* : molecular basis of
- 163- **YAKHCHALI.M ,GOLAMI.E.**,2008- Eimeria infection (coccidia : EIMERIIDAE) in sheep of different age groupes in sanandaj city,Iran. *Veterinarski ARHIV*. Vol 78 (1).57-64pp.
- 164- **ZAINAB, Tahmina et KHAN,** Wajihullah. Morphological and histopathological studies of *Trichuris ovis* in goat intestine. *J. Parasit. Dis. Diag. Ther*, 2016, vol. 1, p. 122-129.
- 165- **ZAINALABIDIN, Fazly Ann, RAIMY, Nurulaini, HANIFAH, Azima Laili, et al** ,2019-Monieziasis in domestic ruminants in Perak, Malaysia..
- 166- **ZAJAC, A. M.** (2006). Gastrointestinal Nematodes of Small Ruminants: Life Cycle, Anthelmintics, and Diagnosis. *Veterinary Clinics of North America: Food Animal Practice*, 22(3), 529–541.
- 167- **ZHAO, G. H., HU, B., SONG, J. K., JIA, Y. Q., LI, H. M., WANG, C. R., ... & DENG, Y.** (2014). Characterization of *Oesophagostomum asperum* and *O. columbianum* by internal transcribed spacers of nuclear ribosomal DNA. *Journal of helminthology*, 88(1), 74.

ملخص:

دراسة ببليوغرافية لبعض الطفيليات الداخلية للأغنام بالجزائر

نظرا لأهمية هذا الموضوع ودوره في مساهمة اثناء الاحتياجات البحثية في منطقة الجلفة .تتضمن هذه الدراسة تقديم ببليوغرافي لبعض الطفيليات الداخلية للأغنام في الجزائر وتحديد هويتها. وأيضاً تقديم اهم الطرق والتقنيات للكشف عنها واثرها على صحة الحيوان وإنتاجه

وأخيرا تمكنا من الحصول على اهم الادوية والعلاجات المستعملة في الجزائر للقضاء على هذه الطفيليات

كلمات مفتاحية

اغنام. الجزائر. طفيليات داخلية. العلاج.

Etude bibliographique de quelques endoparasites des ovins en Algérie

Résumé

Compte tenu de l'importance de ce thème et de son rôle dans l'enrichissement des besoins de recherche dans la région de Djelfa. Cette étude consiste à présenter une synthèse bibliographique sur les endoparasites des moutons en Algérie et leur identification .Aussi en basant sur les méthodes et les techniques les plus importantes pour les détecter et impact sur la santé et la production animales

Enfin, nous avons obtenu les médicaments et traitements les plus importants utilisés en Algérie pour éradiquer ces parasites.

Mots clés : Ovins ; Endoparasites ; Algérie. Traitments.

Bibliographic study of some sheep endoparasites in Algeria

Abstract:

Bearing in mind the importance of this topic and its role in contributing to the enrichment of research needs in the Jolavregion djelfa. We have studied in depth and identified some of the internal sheep parasites in Algeria, and the most important methods and techniques for detecting them. impact on animal health and production

Finally, we were able to obtain the most important medicines and treatments used in Algeria to eradicate these parasites.

The key words : Sheep , Endoparasites, Algeria. Traitments.

Références bibliographique