

REPUBLIQUE ALGERIENNE DEMOCRATIQUE ET POPULAIRE
MINISTRE DE L'ENSEIGNEMENT SUPERIEUR ET DE
LA RECHERCHE SCIENTIFIQUE
UNIVERSITE SAAD DAHLEB BLIDA 1



Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie.

Département de biologie

Mémoire de fin d'étude

En vue de l'obtention du diplôme de Master dans le domaine SNV

Filière : Sciences biologiques

Option : Parasitologie

Thème :

Enquête coproscopique sur le parasitisme digestif chez
les ruminants dans la région centre d'Algérie.

Présenté par :

- KADDOUR AYA
- REZALA TESNIME

soutenue le :

Devant le jury :

Mme Abassen R.	MCB/USDB1	Présidente
Mme Taleb M.	MCA/USDB1	Examinatrice
Mme Tail G.	Pr/USDB1	Promotrice
Mme Haleche I.	Dr/USDB1	Co- Promotrice

Année : 2024 /2025

Remerciements :

Au terme de ce travail de mémoire de fin de cycle master académique pour l'obtention de master 2, les mots sont juste difficiles à trouver pour exprimer nos remerciements à « Allah » le tout puissant qui nous a accordé le courage et de nous avoir prêté la force et la patience de pouvoir mener ce travail à terme.

*Nous exprimons nos profonds remerciements à notre promotrice, **Mme Tail G.**, pour nous avoir permis de bénéficier de son encadrement, l'aide et pour son accompagnement tout au long de cette période d'étude.*

*Nous tenons également à remercier notre co-promotrice, **Mme Haleche.I.** , pour nous avoir guidés, pour sa disponibilité, ses remarques constructives, et tout particulièrement pour sa patience durant toute la réalisation de cette recherche.*

*Nos vifs remerciements vont à **Mme Abassen R.**, pour l'honneur qu'elle nous fait en présidant ce jury.*

*Nous adressons également nos chaleureux remerciements à **Mme***

***Taleb.M.** , pour avoir accepté d'examiner ce travail.*

Nous souhaitons exprimer notre profonde gratitude à toutes les personnes qui facilite cette étude.

*Aux chères ingénieures de laboratoires: **Mme Imane, Mme Manel et Mr Youcef.** Aux tous les éleveurs pour toutes les informations qui vous n'avez*

fournies.

Merci

اهداء

الحمد لله الذي أنار دربي بنور العلم، وأحاطني بلطفه حين ضاقت بي السُّبل، والصلاة والسلام على سيدنا محمد، وعلى آله وصحبه أجمعين . (وَقُلْ رَبِّ زِدْنِي عِلْمًا) (طه: 114)، دعوة كانت زادي، وهمسة في جوف الليل، ورفيقة كل سطرٍ خطّه قلّمي .

إلى من كانوا لي نبعًا لا ينضب، وسندًا لا يميل، إلى أمي، تلك الروح التي سقّني من ذاتها حتى ذبلت، فازدهرت أنا. إلى أبي، الذي شاب كي أشبّ، وكان لي ظلًا حين اشتدّ وهج الحياة. إليكما، يا من كنتم لي وطنًا حين تاهت بي الدروب، أهدي هذا النبض وهذه الصفحات التي تنبض بذكركما. إلى اخوتي محمد و يعقوب و اخواتي رنين و سيرين، شكرًا لكونكم البسم والبسمة .

إلى عمّتي وجدّتي، من كانتا لي أمًا ثانية، احتضنتاني حين ارتجف قلبي، وسهرتا على روعي كما تسهر النجوم على البحر، إلى جدي، خالي ابراهيم ، خالتي وزوجها، من كانوا لي جسرًا عبرتُ عليه من العجز إلى القدرة، إلى خالاتي و بناتهن شكرًا لدعمكن المستمر.

إلى صديقتي الطفولة، مروى وأميرة، مرآة الروح، ورفيقتي الحلم، ما تزال أصداء ضحكاتنا تتردد في أروقة الذاكرة، فتنتثر الدفء في زوايا القلب كلما لفّه البرد. إلى ليليا، زميلة الدرب، و خولة، شريكة الحرف، كنتنّ لي كنسمة في قيط التعب، ورفقة لا تُنسى في دربٍ طويل .

إلى أيوب، الذي كان الحبل حين غرقت، النبض حين خفت صوتي، الذي لم يتخلّ عني حين تخليتُ عن نفسي، شكرًا لأنك كنت الضوء حين أظلمت أفكاري، شكرًا لأنك كنت هناك .

إلى نفسي، تلك التي قاومت حين خارت القوى، التي حملت الحلم على أكتافٍ مثقلة، التي لم تيأس، ولم تنكسر، وإن انحنت، أهديكِ هذا الإنجاز، لأنكِ كنتِ الأجدر به دومًا .

وإلى كل من كان لي سندًا، إلى عائلتي العزيزة خاصة عمي زبير الذي اشعل شغفي حين انطفأ، إلى صديقاتي اللواتي ضممني رغم صداقتنا القصيرة، و إلى اصدقائي محمد ، نجيب و عبد السلام الذين كانوا اخوة لي، و درعا يقيني مرارة الايام. إليكم جميعًا، أهدي هذا العمل، لا

كصفحاتٍ مكتوبة، بل كنبضٍ حيّ، وكامتنانٍ لا يُختصر.

Aya

Dédicace

Avant tout, je rends grâce à Dieu, le Tout-Puissant, qui m'a accordé la force et la patience nécessaires pour mener à bien ce travail. À mes êtres les plus chers : mes parents.

À mon père, mon plus grand exemple, un modèle de persévérance qui m'a toujours encouragé à avancer sans jamais baisser les bras. Merci pour ton enseignement constant, pour m'avoir transmis les vraies valeurs de la vie et pour tes conseils précieux. J'espère que ce mémoire saura être à la hauteur de tes attentes et qu'il récompense tous les efforts que tu as investis en moi.

À ma mère, celle qui m'a donné la vie, symbole de tendresse et de dévouement

. Merci pour ton amour inconditionnel, ta patience, ta compréhension, ta disponibilité et ton écoute constante. Ton soutien indéfectible dans les moments difficiles a été une aide précieuse, sans laquelle la soutenance de ce mémoire n'aurait pas été possible.

Là où je suis arrivée aujourd'hui c'est à vous MES CHERS PARENTS que je le dois, que Dieu vous garde .

A mes adorables sœurs qui m'ont encouragé et soutenu dans mes moments difficiles : Ranim , Mayar , Maram et ma précieuse Riham

A toute ma famille grande et petite

Je tiens à me dédier ce mémoire, en reconnaissance de tous les sacrifices, efforts et nuits blanches consacrés à ce projet. Merci à moi-même pour la persévérance, la patience et la détermination dont j'ai fait preuve face aux difficultés. Ce travail est le fruit de mon courage et de ma volonté inébranlable d'atteindre mes objectifs, malgré les obstacles. Que cette réussite soit aussi une célébration de ma force intérieure et de mon engagement

*내 책상위의 청사
sans faille*

Tasnime



Sommaire

Résumé

Liste des figures

Liste des abréviations

Liste des tableaux

Introduction

Chapitre 01: synthèse bibliographique

I.	Généralités	sure	les
	ruminants	4	
	1.1. Exemples d'animaux ruminants.....	4	
	1.2. Classification des ruminants.....	4	
	1.3. Tractus gastro-intestinal des ruminants.....	4	
II.	Les parasites intestinaux chez les ruminants.....	5	
	A. Les helminthes.....	5	
	1. Les plathelminthes.....	5	
	1.1. Les trématodes.....	5	
	1.1.1. <i>Fasciola hepatica</i> (la grande douve).....	5	
	1.1.2. <i>Paramphistomum cervi</i>	6	
	2. Les cestodes.....	7	
	1. <i>Taenia saginata</i>	7	
	2. <i>Moniezia</i> spp.....	9	
	3. Les nématodes.....	11	
	3.1. Secreneta.....	11	
	3.1.1. Les <i>strongylida</i> du tube digestif (strongles digestifs).....	11	
	I. <i>Ostertagia ostertagi</i>	11	
	II. <i>Trichostrongylus axei</i>	12	
	III. <i>Trichostrongylus colubriformis</i>	12	
	IV. <i>Heamonchus placei</i>	13	
	V. <i>Cooperia onchophora</i>	14	
	VI. <i>Bunostomum phlebotomum</i>	14	
	VII. <i>Æsophagostomum radiatum</i>	15	
	4. Les Ascaridea.....	15	
	4.1. <i>Toxocara vitulorum</i>	16	
	5. Les rhabditida.....	16	
	5.1. <i>Strongylus papillosus</i>	16	
	6. Les Adenophora.....	18	
	6.2. <i>Trichuris</i> spp.....	18	
	6.3. <i>Capillaria</i> spp.....	18	
	B. Les protozoaires.....	19	
	1. <i>Cryptospridium parvum</i>	19	
	2. <i>Eimeria</i> spp (<i>Coccidies</i>).....	20	

3. <i>Giardia duodenalis</i>	21
C. Diagnostique.....	24
D. Traitement prophylaxie.....	24

Chapitre 02 : Matériels et méthodes

1. Objectifs	de
l'étude.....	26
1.1 Région	de
l'étude.....	26
1.2 Population de l'étude.....	26
1.3 Prélèvement et conservation.....	26
2. Matériels	
utilisés.....	27
3. Méthodes.....	27
3.1 Examen macroscopique.....	27
3.2 Examen	
microscopique.....	27
3.2.1 Examen direct.....	28
3.2.2 Technique de flottation.....	28

Chapitre 03 : résultats et discussion

I. Résultats.....	31
1. Résultats de l'examen macroscopique.....	31
2. Résultats de l'examen microscopique.....	31
II. Discussion.....	37

Conclusion

Conclusion	40
------------------	----

Références bibliographiques

Annex

Liste des figures :

Figure	Désignation	Page
Figure 01	schéma de tractus gastro-intestinale des ruminants	05
Figure 02	forme adulte de <i>F. hepatica</i> . B : Œuf de <i>F. hepatica</i>	06
Figure 03	la forme adulte, B : Œuf de <i>Paramphistomum</i> spp	07
Figure 04	Forme adulte de <i>Tænia saginata</i> A : proglottis, B : scolex	08
Figure05	embryophore de <i>Taenia saginata</i>	08
Figure06	cycle évolutif de <i>Taenia saginata</i>	09
Figure07	Forme adulte de <i>Moniezia</i> spp., a) Scolex, b) segment mature de <i>M. benedeni</i> , c) segment mature de <i>M. expansa</i> d) segment gravide	09
Figure08	œuf de <i>Ostertagia ostertagi</i>	11
Figure09	<i>Trichostrongylus axei</i> A : œuf, B : adulte mâle	12
Figure10	forme adulte de <i>Trichostrongylus colubriformis</i>	12
Figure11	Forme adulte de <i>Heamonchus placei</i>	13
Figure12	A : œuf de <i>C.onchophora</i> ,B: adulte	13
Figure13	Adulte de <i>Bunostomum phlebotomum</i>	14
Figure14	<i>Œsophagostomum radiatum</i> (A: œuf; B: adulte)	14
Figure15	<i>Toxocara vitulorum</i> (A : œufs ; B :adulte)	15
Figure16	œuf de <i>Strongylus papillosus</i>	16
Figure17	œuf de <i>Trichuris</i> spp. ,B : forme adulte de <i>Trichuris</i> spp	17
Figure18	œuf de <i>Capillaria</i> spp	18
Figure19	cycle de vie de <i>Cryptosporidium parvum</i>	19
Figure20	Oocystes d' <i>Eimeria</i> spp. non sporulés	20
Figure21	forme végétative (trophozoïte) de <i>Giardia duodenalis</i>	21
Figure22	Carte géographique illustrant la région d'étude	26
Figure23	les différentes étapes de prélèvements de matières fécales	27
Figure24	étapes de réalisation de l'examen direct	28
Figure25	étapes de réalisation de la technique de flottation	29
Figure26	prévalence globale du parasitisme digestif chez les ruminants	32
Figure27	prévalence en fonction des espèces de ruminants	33
Figure28	prévalence en fonction des techniques	33
Figure29	prévalence en fonction de type de parasite	34
Figure30	prévalence en fonction de genres des parasites identifiés	34
Figure31	prévalence en fonction de la consistance de fèces	35
Figure32	: prévalence en fonction de l'âge	35
Figure33	prévalence en fonction du sexe de l'animal	36

Liste des abréviations :

Abréviation	signification
Spp	Espèce

Liste des tableaux

Tableau	Désignation	page
Tableau 01	la consistance des matériels fécales	32
Tableau 02	la couleur des matériels fécales	32
Tableau 03	les principaux parasites identifiés	35

Résumé :

Cette étude coproscopique a été réalisée afin d'évaluer la prévalence et la diversité des parasites gastro-intestinaux chez les ruminants (bovins, ovins et caprins) dans quatre wilayas de la région centre de l'Algérie : Alger, Blida, Tipaza et Médéa.

Au total, 100 échantillons de fèces ont été collectés et analysés à l'aide de techniques coproscopiques standard. L'analyse a révélé une prévalence globale du parasitisme digestif de 55 %, avec une répartition variable selon les espèces animales : 63 % chez les ovins, 51 % chez les bovins et 48 % chez les caprins.

La diversité parasitaire observée comprenait principalement *Eimeria* spp. (60 %), suivie de *Trichostrongylus* spp. (30,90 %), *Ostertagia* spp. (25,45 %), *Oesophagostomum* spp. (12,72 %), *Balantidium* spp. (10,90 %) et *Chabertia* spp. (9,09 %). D'autres parasites, tels que *Haemonchus* spp., *Cooperia* spp., *Ascaris* spp. et *Moniezia* spp., ont été détectés à une prévalence de 7,27 % chacun. Enfin, *Strongylus* spp. (3,60 %), *Paramphistomum* spp. (3,63 %), *Oxyuris* spp. et *Trichuris* spp. (1,80 % chacun) ont également été identifiés.

L'étude a mis en évidence une infestation plus élevée chez les mâles (65 %) comparativement aux femelles (50 %). De plus, les jeunes ruminants (âgés de moins de 3 ans) présentaient un taux d'infestation plus élevé (58 %) que les adultes (50 %).

Ces résultats soulignent la nécessité d'une surveillance épidémiologique continue et la mise en œuvre de stratégies de lutte antiparasitaire ciblées, particulièrement dans les zones à forte prévalence.

Mots clés :

ruminants, parasites gastro-intestinaux, Coproscopie, prévalence, Algérie

Abstract:

This coproscopic study was conducted to assess the prevalence and diversity of gastrointestinal parasites in ruminants (cattle, sheep, and goats) across four provinces in central Algeria: Algiers, Blida, Tipaza, and Médéa.

A total of 100 fecal samples were collected and analyzed using standard coproscopic techniques. The analysis revealed an overall gastrointestinal parasitism prevalence of 55%, with variation among animal species: 63% in sheep, 51% in cattle, and 48% in goats.

The observed parasitic diversity mainly included *Eimeria* spp. (60%), followed by *Trichostrongylus* spp. (30.90%), *Ostertagia* spp. (25.45%), *Oesophagostomum* spp. (12.72%), *Balantidium* spp. (10.90%), and *Chabertia* spp. (9.09%). Other parasites such as *Haemonchus* spp., *Cooperia* spp., *Ascaris* spp., and *Moniezia* spp. were each detected at a prevalence of 7.27%. Finally, *Strongylus* spp. (3.60%), *Paramphistomum* spp. (3.63%), *Oxyuris* spp., and *Trichuris* spp. (1.80% each) were also identified.

The study highlighted a higher infestation rate in males (65%) compared to females (50%). Additionally, young ruminants (under 3 years of age) showed a higher infestation rate (58%) than adults (50%).

These results emphasize the need for ongoing epidemiological monitoring and the implementation of targeted antiparasitic control strategies, particularly in high-prevalence areas.

Keywords:

ruminants, gastrointestinal parasites, coproscopy, prevalence, Algeria

ملخص:

أُجريت هذه الدراسة الكوبروسكوبية بهدف تقييم معدل انتشار وتنوّع الطفيليات المعوية لدى المجترات (الأبقار، الأغنام، والماعز) في أربع ولايات من وسط الجزائر: الجزائر، البليدة، تيبازة، والمدية . تم جمع ما مجموعه 100 عينة من البراز وتحليلها باستخدام تقنيات الكوبروسكوبية القياسية. وقد كشفت التحاليل عن معدل انتشار عام للطفيليات المعوية بلغ 55%، مع اختلاف في النسب حسب أنواع الحيوانات: 63% لدى الأغنام، 51% لدى الأبقار، و48% لدى الماعز . شملت الطفيليات التي تم تحديدها بشكل رئيسي

Eimeria spp. بنسبة 60%، تلتها *Ostertagia* spp. ، *Trichostrongylus* spp. (30.90%)، *Oesophagostomum* spp. (12.72%)، *Chabertia* و *Balantidium* spp. (10.90%)، و *Strongylus* spp. (9.09%).

كما تم الكشف عن طفيليات أخرى مثل *Haemonchus* spp. ، *Cooperia* spp. ، *Ascaris* spp. و *Moniezia* spp. بنسبة 7.27% لكل منها. وأخيراً، تم تحديد *Strongylus* spp. (3.60%) ، *Paramphistomum* spp. ، *Oxyuris* spp. و *Trichuris* spp. بنسبة 1.80% لكل منهما . أظهرت الدراسة معدل إصابة أعلى لدى الذكور (65%) مقارنةً بالإناث (50%)، كما أن المجترات الصغيرة (أقل من 3 سنوات) كانت أكثر عرضة للإصابة (58%) من البالغة (50%). وتبرز هذه النتائج الحاجة إلى مراقبة وبائية مستمرة وتنفيذ استراتيجيات مكافحة طفيليات موجهة، خصوصاً في المناطق ذات الانتشار العالي.

الكلمات المفتاحية:

المجترات، الطفيليات المعوية، تحليل البراز، الانتشار، الجزائر

Introduction

Introduction

L'élevage des ruminants — principalement les bovins, ovins et caprins — constitue un pilier stratégique de l'économie agricole en Algérie, notamment dans les zones rurales et semi-arides. Ces animaux jouent un rôle crucial dans la sécurité alimentaire et les moyens de subsistance des éleveurs, en fournissant du lait, de la viande et du cuir (**Ramírez Lozano, 2017**). Cependant, la productivité de ces systèmes d'élevage est fortement compromise par diverses contraintes sanitaires, au premier rang desquelles figurent les infestations parasitaires digestives (**Soulsby, 1987 ; Hoste et al., 2015**).

Les parasites gastro-intestinaux des ruminants regroupent principalement des protozoaires (notamment *Eimeria* spp. et *Balantidium* spp.) et des helminthes — nématodes, cestodes et trématodes. Parmi les espèces les plus pathogènes, on retrouve *Haemonchus contortus*, *Ostertagia ostertagi* et *Fasciola hepatica*, responsables de troubles graves tels que retards de croissance, baisse de fertilité, diminution des rendements et parfois la mort des animaux (**Foreyt, 2001 ; Moussouni et al., 2018**). Ces parasites affectent la digestion en altérant l'absorption des nutriments et en provoquant entérites, anémies, diarrhées chroniques, voire cachexie (**Sochat, 2022 ; Urquhart et al., 1996**).

L'ampleur de ces infestations est renforcée par plusieurs facteurs de risque : le mode d'élevage extensif, les conditions sanitaires précaires, le climat, l'âge et le sexe des animaux, ainsi que la saison (**Taylor et al., 2016 ; Kaplan & Vidyashankar, 2012**). Par exemple, les jeunes ruminants sont particulièrement sensibles à la coccidiose (*Eimeria* spp.), tandis que les adultes développent souvent des formes subcliniques, sources de contamination environnementale (**Zajac & Conboy, 2012**).

Un autre enjeu majeur est l'émergence croissante de résistances aux anthelminthiques, notamment aux benzimidazoles et aux lactones macrocycliques, compromettant l'efficacité des traitements classiques (**Kaplan & Vidyashankar, 2012**). Face à cette problématique, les chercheurs préconisent des approches intégrées : traitement raisonné, gestion des pâturages, sélection génétique et recours aux plantes médicinales antiparasitaires (**Hoste et al., 2015**).

En Algérie, plusieurs études régionales (Djelfa, Guelma, Tizi-Ouzou, Blida) ont révélé une forte prévalence des parasitoses digestives chez les ruminants, avec des variations selon les régions, les espèces animales et les méthodes diagnostiques utilisées (**Benamar, 2022 ; Lakhdari, 2019 ; Moussouni et al., 2018**).

Dans ce contexte, notre étude vise à : Déterminer la prévalence et les espèces parasitaires infestant les ruminants dans quatre Wilayas du centre de l'Algérie, Identifier les principaux facteurs de risque associés (âge, sexe, type de parasite, consistance des fèces, etc.), Et formuler des recommandations pratiques et durables pour améliorer la santé animale et la rentabilité des élevages.

Ce mémoire se divise en deux parties :

Une revue bibliographique consacrée aux ruminants et aux principaux parasites digestifs, mettant l'accent sur leur biologie, leur cycle de vie et leur impact pathologique et Une partie expérimentale basée sur l'analyse coproscopique d'échantillons fécaux, permettant d'identifier les espèces parasitaires .

Chapitre 01 :
Synthèse bibliographique

Chapitre 01 :synthèse bibliographique

I. Généralités sur les ruminants :

Les ruminants sont des mammifères herbivores dotés d'un système digestif hautement spécialisé leur permettant de valoriser des matières végétales pauvres en nutriments. Grâce à un estomac pluri cavitaire et à une symbiose avec une riche communauté microbienne, ils transforment efficacement la cellulose et autres fibres végétales en biomasse corporelle et en produits animaux tels que le lait, la viande et le cuir (**Ramírez Lozano, 2017**).

1.1 Exemples d'animaux ruminants :

a. Bovins (*Bos taurus*) :

Les bovins (*Bos taurus*) ont été domestiqués il y a environ 10 000 ans. Elevés principalement pour la production de lait, de viande et de cuir (**Ramírez Lozano, 2017**).

b. Ovins (*Ovis orientalis aries*) :

Le mouton (*Ovis aries*), issu de la domestication du mouflon (*Ovis orientalis*). Doté d'un système digestif adapté à la fermentation des fibres végétales, cette espèce présente une remarquable capacité d'adaptation aux milieux arides et semi-désertiques (**Ramírez Lozano, 2017**).

c. Caprins (*Capra aegagrus hircus*) :

La chèvre domestique (*Capra hircus*), partage des traits écophysiologiques similaires à ceux du mouton, notamment une grande plasticité alimentaire. Elle excelle dans l'exploitation de niches écologiques marginales, incluant des environnements arides et montagneux, où elle consomme une diversité de substrats ligneux et herbacés (**Ramírez Lozano, 2017**).

1.2 Classification des ruminants (Linnaeus, 1758):

Règne : Animalia

Embranchement : Chordata

Classe : Mammalia

Ordre : Artiodactyla (ongulés à doigts pairs)

Sous-ordre : Ruminantia

Famille : Bovidae

Espèces : *Bos taurus* (bœuf), *Capra hircus* (chèvre), *Ovis aries* (mouton).

1.3 Tractus gastro-intestinal des ruminants :

Le système digestif des ruminants est considéré comme le plus complexe parmi les mammifères (**Jouany et Morgavi, 2007**). Cette complexité anatomique permet une digestion spécialisée, optimisant l'extraction d'énergie à partir de matières végétales fibreuses, contrairement aux systèmes digestifs des autres mammifères (**van Soest, 1994**). L'estomac des ruminants comprend quatre compartiments fonctionnels : le rumen, le réticulum, l'omasum et l'abomasum (**van Soest, 1994**).

Chapitre 01 :synthèse bibliographique

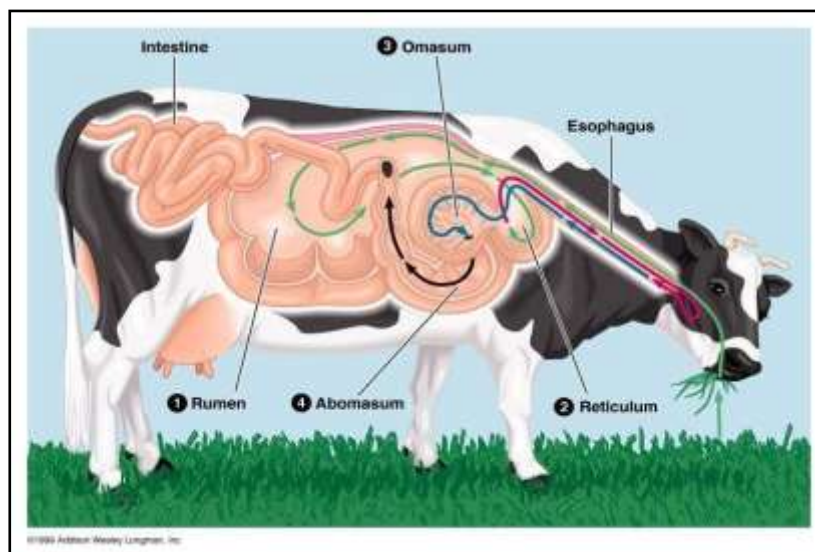


Figure 01 : schéma du tractus gastro-intestinal des ruminants (Nikola Palevich, 2011)

II. Les parasites intestinaux chez ruminants :

Les parasites gastro-intestinaux, notamment les helminthes et les protozoaires, constituent une menace majeure pour la santé des ruminants. Leur présence peut entraîner des pertes économiques significatives en réduisant la croissance, la reproduction et la production animale. Ces parasites altèrent l'absorption des nutriments et provoquent diverses pathologies digestives, compromettant ainsi la productivité des élevages (Fourrages, 2008 ; Monot, 2021).

A. Les helminthes :

1. Les Plathelminthes :

Les Plathelminthes constituent un embranchement de métazoaires regroupant des organismes vermiformes aplatis, segmenté ou pas, qui ne possèdent pas de tube digestif ou en possèdent un incomplet. La majorité des espèces sont hermaphrodites. Cet embranchement comprend deux classes parasitaires d'importance vétérinaire : les Trématodes (Trematoda) et les Cestodes (Cestoda) (Dani et Saib, 2016), responsables de nombreuses maladies parasitaires chez les ruminants.

1.1. Trématodes : Ce sont des endoparasites caractérisés par un corps non segmenté avec une présence d'une ventouse. On distingue :

1.1.1. Fasciola hepatica (la grande douve) :

1.1.1.1. Généralités :

La Fasciolose est une helminthose hépatobiliaire, cosmopolite et saisonnière, due à la migration dans le parenchyme hépatique des formes immatures histophages et à l'installation dans les canaux biliaires du ver adulte, hémaphrogame.

a) L'adulte : il mesure entre 20 et 30 mm de longueur et de 8 à 13 mm de largeur, de couleur beige rosé à brun pâle. Son corps comprend deux parties; une antérieure qui est un cône céphalique portant un organe de succion, et l'autre postérieure, aplatie et se prolonge vers l'arrière par une extrémité élargie et foliacée (Thoury, 1991 ; Hambli et Zieita, 2015).

b) Les Œufs : ils sont ellipsoïdes, de grande taille (80 µm × 140 µm), à paroi

Chapitre 01 :synthèse bibliographique

fine et lisse, operculés, non-embryonnés avec une extrémité, marron-jaunâtres.(Fanny Sochat, 2022)

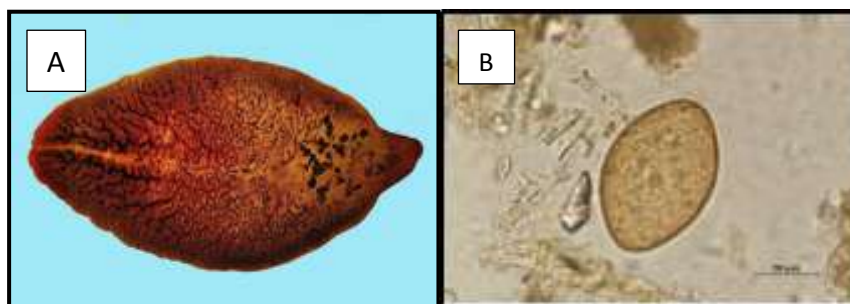


Figure 02 : A : forme adulte de *F. hepatica* (CDC, 2019). B :Œuf de *F. hepatica* (Fanny Sochat, 2022)

1.1.1.2. Classification:

Règne : Animalia

Embranchement : Platyhelminthes

Classe : Trematoda

Sous-classe : Digenea

Ordre : Plagiorchiida

Sous-ordre :Echinostomata

Famille : Fasciolidae

Genre : *Fasciola*

Espèce : *Fasciola hepatica* (Linnaeus, 1758)

1.1.1.3. Cycle parasitaire :

Les animaux s'infestent en ingérant des végétaux contaminés dans des zones très humides. Les métacercaires dont des formes immatures qui traversent la paroi intestinale et la capsule de glissons pour rejoindre le parenchyme hépatique. A partir de ce moment, ces formes immatures histophages vont migrer et donnent des adultes entre 8 et 10 semaines post infestation. La période pré patente est d'environ 3 mois pour ce parasite (Beugent et al.,2005).

1.1.2. Paramphistomum cervi :

1.1.2.1. Généralités :

La paramphistomose, est une parasitose gastro-intestinale des ruminants engendrant d'importantes pertes économiques. Elle est endémique dans les régions tropicales et subtropicales.

- a) **L'adulte** : Le corps contient une ventouse buccale (comportant 1 à 3 couches musculaires, pourvues ou non d'un bulbe) et d'une ventouse postérieure (acétabulum) situé en position terminale. Les caecums sont non ramifiés et s'étendent le plus souvent jusqu'à l'extrémité postérieure du corps. L'ovaire est rétro testiculaire et les glandes vitellogènes sont alignées tout au long de la longueur du corps (Titi, 2013).

Chapitre 01 :synthèse bibliographique

- b) **Les Œufs** : ils mesurent entre 130 à 160 μm de longueur et 60 à 80 μm de largeur, de couleur grisâtre à verdâtre, les pôles sont inégaux un des deux est plus pointu que l'autre (Slami et Missoum, 2015).

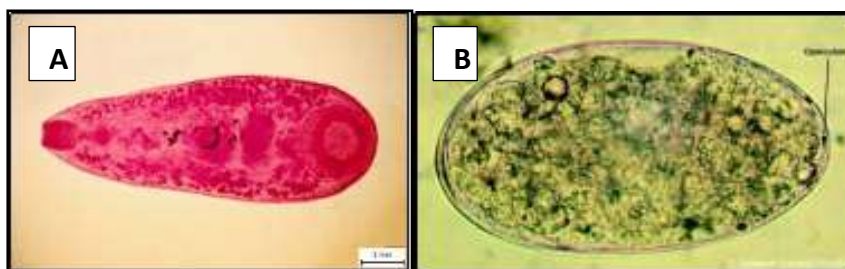


Figure 03 :A : la forme adulte (Anonyme, 2021), B : Œuf de *Paramphistomum* spp. (La flèche montre l'opercule)(Anonyme, 2008).

1.1.2.2. Classification :

Embranchement : Plathelminthes

Classe : Trématoda

Ordre :Paramphistomatoidea

Famille : Paramphistomidés

Genre : *Paramphistomum*

Espèce : *Paramphistomum cervi* (schrank , 1790)

1.1.2.3. Cycle parasitaire :

Les œufs, excrétés par un hôte définitif comme un ruminant, éclatent dans l'eau pour libérer des miracidia, qui cherchent un hôte intermédiaire, souvent un mollusque d'eau douce. Une fois ingérés, les miracidia se transforment en sporocystes, puis en redies, qui se reproduisent asexuellement pour produire des cercaires. Ces dernières quittent le mollusque pour l'eau et peuvent s'attacher à des plantes aquatiques, où elles se transforment en métacercaires, la forme infectieuse pour l'hôte définitif. Lorsque cet hôte ingère les métacercaires en consommant de l'herbe ou de l'eau contaminée, celles-ci se développent en adultes dans le système digestif, complétant ainsi le cycle par la production de nouveaux œufs.(Hockley et al.,2016).

2. Les cestodes :

2.1. Taenia saginata:

2.1.1. Généralités :

Le téniasis à *Taenia saginata* est une zoonose cosmopolite, particulièrement prévalente en Afrique intertropicale. Sa distribution géographique et son incidence varient selon les facteurs climatiques et les pratiques d'élevage.

- a) **L'adulte** : est un cestode de grande taille (4 à 10 m), caractérisé par un strobile segmenté en 1000 à 2000 proglottis. Le scolex est piriforme (1,5–2 mm) portant quatre ventouses (0,7–0,8 mm) sans armature (absence de rostre et de crochets), justifiant l'appellation "ténia inerme" (ANOFEL, 2007)

Chapitre 01 :synthèse bibliographique

- b) **Les larves** : Le stade larvaire (*Cysticercus bovis*) se présente sous forme de kystes inermes (sans rostre ni crochets) à paroi fine et translucide, contenant un liquide dont la coloration évolue du clair au rougeâtre avec la maturation. Ces métacestodes, dont la morphologie varie selon leur localisation tissulaire, représentent la forme infestante pour l'hôte définitif humain, où le cestode adulte se développe dans l'intestin grêle (**Haingotiana, 2009**)



Figure 04: Forme adulte de *Taenia saginata* A : proglottis (**Bourée et Dupouy-Camet, 2016**) B : scolex (**Patrice Bourée, 2006**)

- c) **Les Œufs** : Les œufs de *Taenia saginata* présentent une structure bicouche caractéristique avec une coque externe vitelline, fragile et granuleuse, entourant une coque interne brunâtre, radiée et résistante (4-5 μm d'épaisseur). Cette dernière délimite un embryophore (30-40 $\times$ 20-30 μm) contenant l'embryon hexacanthe (pourvu de 3 paires de crochets). C'est principalement l'embryophore qui confère la résistance environnementale à l'œuf et lui permettre de persister dans le milieu extérieur (**ANOFEL, 2007**)



Figure 05 : embryophore de *Taenia saginata* (**F. Patterson, 2019**)

2.1.2. Classification :

Embranchement : Plathelminthes

Classe : Cestoda

Sous- classe : Eucestoda

Ordre : Cyclophyllidea

Famille : Teaniidae

Espèce : *Taenia saginata* (**Benuis, 2012**).

Chapitre 01 :synthèse bibliographique

2.1.3. Cycle parasitaire :

Le cycle évolutif de *Taenia saginata*, ou ver solitaire du bétail, implique un hôte définitif et un hôte intermédiaire. L'homme, en consommant de la viande de bœuf crue ou mal cuite contenant des cysticerques (larves), devient l'hôte définitif. Une fois ingérés, ces cysticerques se fixent à la paroi intestinale et se développent en vers adultes, produisant des œufs qui sont excrétés dans les selles (Hale et al., 2018). Ces œufs contaminent l'environnement, notamment l'eau et les aliments, et peuvent être ingérés par un hôte intermédiaire, généralement le bétail (bovins). Dans l'intestin du bétail, les œufs éclosent et libèrent des larves qui pénètrent dans la circulation sanguine et migrent vers les muscles, où elles se transforment en cysticerques (Cohen et al., 2020). Lorsque l'homme consomme de la viande de bœuf infectée, le cycle recommence.

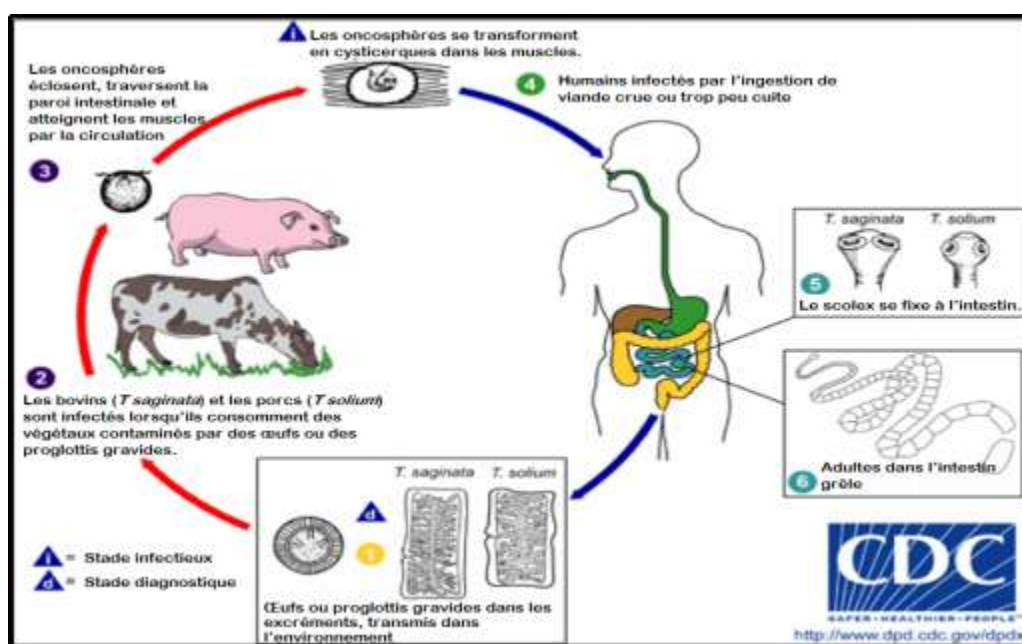


Figure 06: cycle évolutif de *Taenia saginata* (CDC, 2024)

2.2. *Moniezia* spp:

2.2.1. Généralités :

Moniezia benedeni est un ver plat parasite des ruminants qui se transmet par ingestion d'acariens contaminés présents dans les pâturages. L'infestation peut provoquer des troubles digestifs, surtout chez les jeunes animaux (Urquhart et al., 1996).

- L'adulte :** présente une morphologie caractéristique avec un corps extrêmement aplati de coloration blanchâtre, la taille du parasite pouvant atteindre 1 à 5 mètres de longueur pour seulement 2 cm de largeur.
- Les Œufs :** présentent des dimensions moyennes de $70 \times 55 \mu\text{m}$ et se distinguent par une paroi épaisse et lisse. Une différenciation interspécifique est possible sur la base de leur morphologie géométrique : les œufs de *M. expansa* adoptent une forme triangulaire caractéristique, tandis que ceux de *M. benedeni* présentent une configuration quadrangulaire. Dans les deux cas, ils renferment un embryon hexacanthé (pourvu de six crochets).

Chapitre 01 :synthèse bibliographique



Figure 07: Forme adulte de *Moniezia* spp., a) Scolex, b) segment mature de *M. benedeni*, c) segment mature de *M. expansa* d) segment gravide.(El-seify et al., 2021)

2.2.2. Classification (Minot, 1876) :

Embranchement : Platyhelminthes

Classe : Cestoda

Sous-Classe: Eucestoda

Ordre : Cyclophyllidea

Famille : Anoplocephalidae

Genre : *Moniezia*

Espèce : *Moniezia benedeni* parasite des bovins

Moniezia expansa parasite les ovins et les caprins

2.2.3. Cycle parasitaire :

Les proglottis gravides, contenant jusqu'à 10 000 œufs, se détachent progressivement de l'extrémité distale des adultes et ils sont libérés dans l'environnement via les fèces. Le cycle hétéroxène implique obligatoirement un hôte intermédiaire : les oribates (acariens microarthropodes des pâturages). Chez ces acariens, les œufs ingérés se développent en larves cysticercoïdes infestantes en 2 à 4 mois, restant viables jusqu'à 2 ans dans l'hôte intermédiaire (mais sensibles à la dessiccation). L'infestation des ruminants survient exclusivement par ingestion accidentelle d'oribates parasités lors du pâturage. Après ingestion, la larve se libère dans l'intestin grêle où elle se fixe par ses ventouses (sans pénétration tissulaire), atteignant sa maturité sexuelle en 6 semaines (période pré-patente). La prolificité exceptionnelle des adultes (émission continue de proglottis gravides) explique leur forte dissémination environnementale. (Dorchies et al., 2012).

Chapitre 01 :synthèse bibliographique

2.3. Les nématodes :

3.1. Secernenta :

3.1.1. Les strongylida du tube digestif (strongles digestifs) :

3.1.1.1. Généralités :

Les strongyloses gastro-intestinales sont des maladies parasitaires affectant les ruminants, causées par des strongles vivant principalement dans la caillette et l'intestin grêle. Ces parasites, appartenant à divers genres, présentent une pathogénicité variable, certains étant plus virulents que d'autres (**Euzéby, 1963**). Leur cycle de vie est monoxène, impliquant une phase externe dans le pâturage et une phase interne chez l'hôte, où les larves évoluent jusqu'au stade adulte (**Faculté des Sciences Vétérinaires, 2021**). Ces infections sont saisonnières, se manifestant principalement pendant la période de pâture, et entraînent des troubles gastro-entériques sévères accompagnés d'une diarrhée persistante et d'un syndrome anémique (**Kohil, 2022**).

3.1.1.2. Cycle parasitaire :

Les strongles digestifs présentent un cycle monoxène direct dont la forme infestante est la larve L3. Après ingestion, la larve perd sa gaine et pénètre dans la muqueuse digestive (caillette ou intestin grêle) où elle accomplit deux mues successives (L4 puis L5) avant de regagner la lumière intestinale pour se développer en adulte. Ce cycle présente une particularité biologique remarquable : l'hypobiose larvaire. Ce mécanisme d'arrêt développemental, concernant principalement les L4 durant l'hiver, et il est déclenché par l'exposition préalable des L3 à des conditions environnementales défavorables en automne. Après 4 à 5 mois de quiescence, les larves reprennent simultanément leur développement au printemps, conduisant à une émergence muqueuse massive de L5 responsable des pics cliniques saisonniers (**Jolivet, 2020 ; Taylor et al., 2016**).

3.1.1.3. Classification : (Euzéby, 1963)

Embranchement : Nematoda

Classe : Secreneta

Ordre : Strongylida

Super – famille : Trichostrongylidae

Genres: *Haemonchus*, *Ostertagia*, *Trichostrongylus*, *Cooperia*, *Nematodirus*, *Oesophagostomum*, *Chabertia*, *Bunostomum*

I. *Ostertagia ostertagi* :

- a) L'adultes : est un nématode strongylide , de 6-11 mm de longueur, présentant un dimorphisme sexuel marqué. De couleur brune et visibles macroscopiquement, ils se caractérisent par : une cavité buccale réduite, une bourse copulatrice et des spicules bifurqués chez le mâle, et une vulve postérieure protégée par un repli cuticulaire chez la femelle (**Puget, 2024**) .

Chapitre 01 :synthèse bibliographique

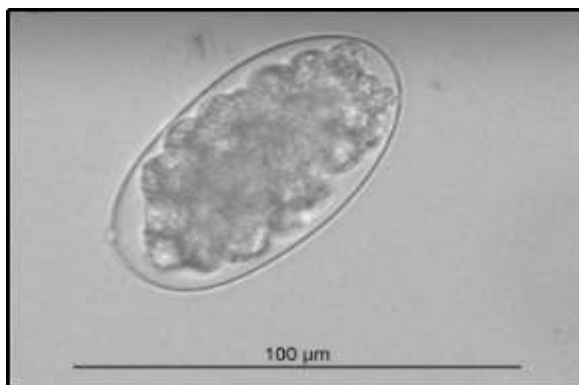


Figure 08: œuf de *Ostertagia ostertagi* (Enemark, H. L et al.,2016).

- b) **Les Œufs** : ils sont ovalaires ($75-90 \times 38-45 \mu\text{m}$) présentant une symétrie bilatérale et contiennent une masse blastomérique indifférenciée. Leur morphologie typique avec les Trichostrongyloidea nécessite une différenciation par coproculture pour une identification spécifique (Puget, 2024) .

II. *Trichostrongylus axei* :

- a) **L'adulte** : est un nématode de petite taille (4-6 mm de longueur). Les mâles se distinguent par une bourse copulatrice typique, divisée en deux lobes latéraux symétriques et des spicules courts ($90-120 \mu\text{m}$) et brunâtres, présentant une extrémité distale en forme de crochet (Soulsby, 1982). Les femelles, légèrement plus grandes, possèdent une vulve située dans le tiers postérieur du corps (Bowman, 2014).
- b) **Les Œufs** : ils sont ovales et de taille moyenne ($75-95 \mu\text{m} \times 40-50 \mu\text{m}$), avec une paroi mince et transparente (Urquhart et al., 1996). Ils contiennent une masse blastomérique composée de 8 à 16 cellules au moment de la ponte, un critère utile pour les différencier des autres strongles gastro-intestinaux (Zajac & Conboy, 2012).

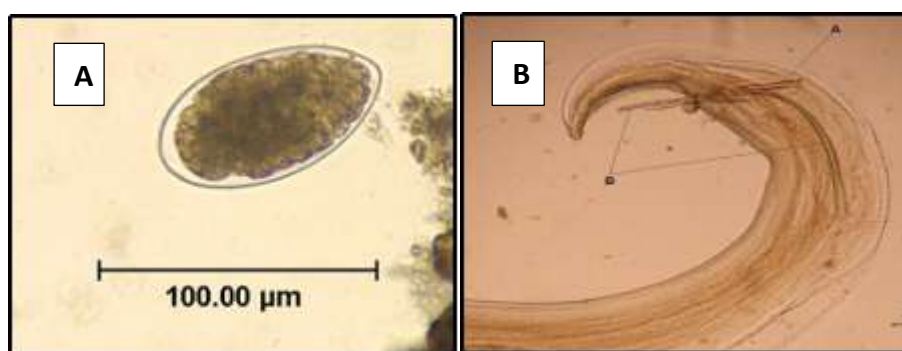


Figure 09: *Trichostrongylus axei* A : œuf (CDC), B : adulte male (Suleyman Aypak ,2013)

III. *Trichostrongylus colubriformis* :

- a) **L'adulte** : est un nématode filiforme, mesurant 4 à 6 mm de longueur chez le mâle et 5 à 8 mm chez la femelle (Taylor et al., 2016). Les mâles se distinguent par une bourse copulatrice symétrique et des spicules courts (120-

Chapitre 01 :synthèse bibliographique

148 μm), de couleur brunâtre, présentant une extrémité distale en forme de crochet caractéristique (**Lichtenfels et al., 2008**). La morphologie du gubernaculum est incurvée présentant des ondulations latérales (**Zajac & Conboy, 2012**). Les femelles possèdent une vulve située dans le tiers postérieur du corps, avec un utérus contenant des œufs en développement visibles en microscopie (**Bowman, 2014**).

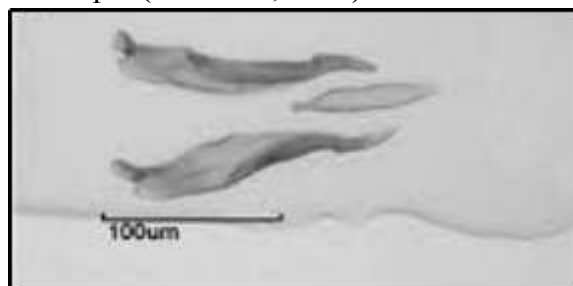


Figure 10 : forme adulte de *Trichostrongylus colubriformis* (**C Bassetto,2018**)

- b) Les Œufs :** Les œufs de *T. colubriformis* sont elliptiques (75-95 $\mu\text{m} \times 40\text{-}50 \mu\text{m}$), à paroi mince et transparente, avec un pôle légèrement effilé (Urquhart et al., 1996). Ils contiennent une masse blastomérique composée de 8 à 16 cellules au moment de l'émission fécale (**Gasser et al., 2008**).

IV. *Heamonchus placei* :

- a) Les œufs :** ils mesurent entre (70–85 $\mu\text{m} \times 44 \mu\text{m}$), de forme ovale, à coque mince et contiennent 16–32 blastomères. De couleur jaunâtre avec une morphologie similaires à ceux d'*H. contortus* (**Chretien, 2011**), nécessitant une différenciation par PCR ou morphométrie larvaire .
- b) L'adulte :** ce sont des nématodes hématophages, caractérisés par une taille de (10–15 mm) chez les mâles et (18–30 mm) chez les femelles, ces derniers présentent un tube digestif spiralé de couleur rouge (visible à l'œil nu) et des ovaires enroulés autour de l'intestin de couleur blanche. Les mâles sont caractérisés par une bourse copulatrice formée de deux grands lobes latéraux, d'un petit lobe dorsal asymétrique soutenu par une cote en Y et deux spicules (0.5 mm) (**Chretien, 2011**).



Figure 11 : Forme adulte de *Heamonchus placei* (**P. Junquera, 2022**)

Chapitre 01 :synthèse bibliographique

V. Cooperia onchophora :

- a) **L'adulte** : de petite taille (5-10 mm) , de couleur brunâtre, il se caractérise par un renflement céphalique distinctif et un mode de nutrition saprophage par absorption du chyme intestinal. La différenciation spécifique repose notamment sur l'examen des structures copulatrices mâles (**Hue, 2014**).
- b) **Les œufs** : ils sont typiques des strongles gastro-intestinaux, mesurant $80 \times 40 \mu\text{m}$ et présentant une coque mince transparente avec des pôles symétriques et des parois latérales parallèles, contenant une morula d'au moins 16 blastomères (**Hue, 2014**).

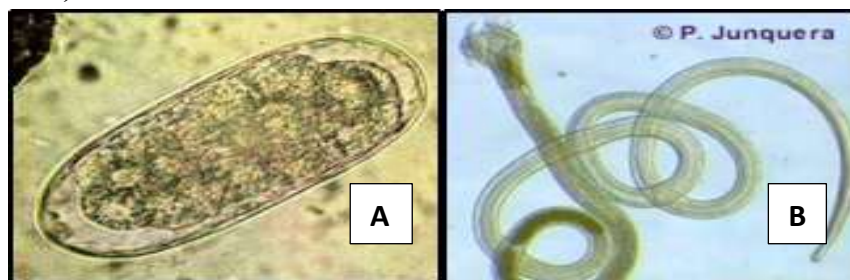


Figure 12 : A :œuf de *C.onchophora* (M. Tylor et A. Forbes 2018),B: adulte (P. Junquera 2022)

VI. Bunostomum phlebotomum :

- a) **L'adulte** : il mesure entre 1-3 cm de longueur, il présente une capsule buccale caractéristique en forme d'entonnoir, armée de deux plaques chitineuses ventrales permettant leur fixation à la muqueuse intestinale (**Bowman, 2014**). Le dimorphisme sexuel est marqué : les mâles possèdent une bourse copulatrice bien développé et des spicules longs ($\approx 500 \mu\text{m}$), tandis que les femelles présentent une vulve postérieure (**Taylor et al., 2016**).
- b) **Les œufs** : ils sont ovalaires et asymétriques ($55 \times 95 \mu\text{m}$), contenant 4 à 8 blastomères et présentant une coque mince et transparente typique des strongles (**Zajac & Conboy, 2012**). La cuticule est striée transversalement elle est observable avec une microscopie électronique, elle constitue un critère supplémentaire d'identification (**Lichtenfels et al., 1997**).

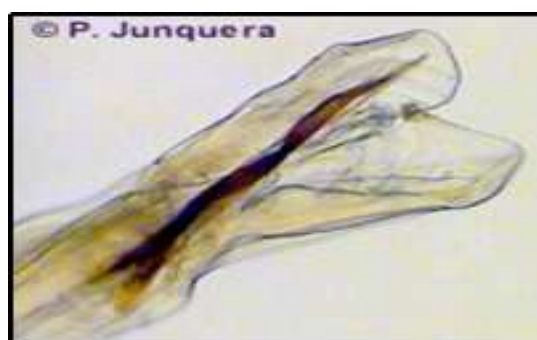


Figure 13: Adulte de *Bunostomum phlebotomum* (P. Junquera)

Chapitre 01 :synthèse bibliographique

VII. Æsophagostomum radiatum :

- a) **L'adulte** : de taille modérée (12-15 mm), se caractérisent par une capsule buccale réduite et une couronne céphalique distincte formée de 38 à 42 éléments cuticulaires (**Lichtenfels et al., 1998**). Les mâles possèdent une bourse copulatrice bien développée et des spicules de 0,8-1,0 mm de longueur, tandis que les femelles présentent une vulve située dans le tiers postérieur du corps (**Bowman, 2014**).
- b) **Les œufs** : de forme ovale ($70 \times 40 \mu\text{m}$), présentent une coque mince et transparente avec des pôles symétriques et contiennent une morula de 16 à 32 blastomères au moment de l'excrétion fécale (**Hue, 2014**).

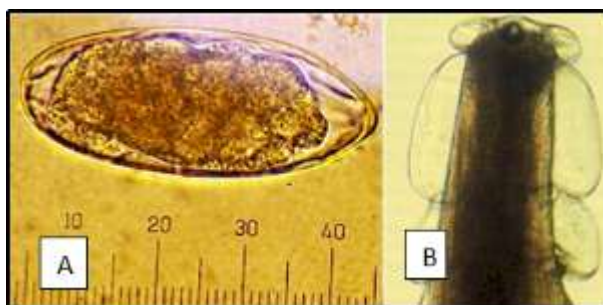


Figure 14: *Æsophagostomum radiatum* (A: œuf; B: adulte) (**P. Junquera, 2022**)

4. Ascaridida :

4.1. Toxocara vitulorum :

4.1.1. Généralités :

Ce parasite représente la cause majeure de morbidité néonatale chez les ruminants, particulièrement dans les régions tropicales et subtropicales (**Soulsby, 1982**). Il se transmet principalement par voie transplacentaire et galactogène, avec une prévalence pouvant atteindre 90% dans les élevages traditionnels (**Roberts et al., 2020**)

- a) **L'adulte** : présente des caractéristiques morphologiques distinctives. Les mâles mesurent 10-15 cm de longueur et possèdent une extrémité caudale courbée ventralement avec des spicules courts (1-1,5 mm). Les femelles sont plus grandes (15-30 cm), présentent une vulve située dans le tiers antérieur du corps et peuvent produire jusqu'à 200 000 œufs par jour (**Bowman, 2014**). Les adultes se distinguent par leur couleur blanc-jaunâtre et leur cuticule finement striée transversalement. La présence de trois lèvres bien développées et d'un œsophage musculaire caractéristique permet leur identification microscopique (**Soulsby, 1982**).
- b) **Les œufs** : ils sont sphériques à subsphériques ($75-90 \mu\text{m}$ de diamètre) et présentent une coque épaisse, rugueuse et de couleur brun foncé. Leur surface présente un aspect alvéolé caractéristique visible au microscope optique (**Taylor et al., 2016**).

Chapitre 01 :synthèse bibliographique

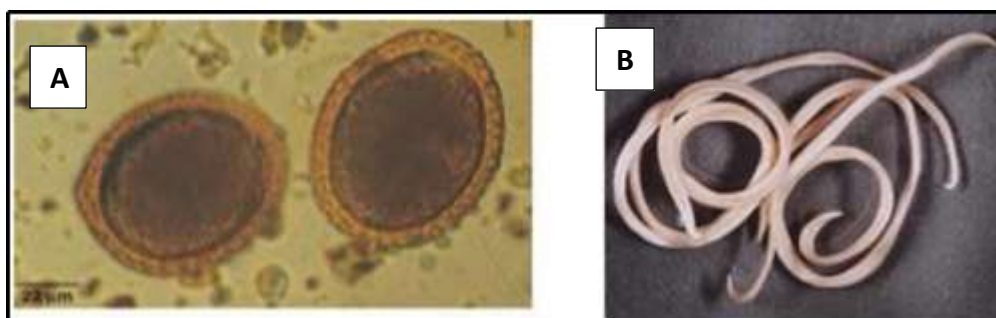


Figure 15 : *Toxocara vitulorum* (A : œufs ; B : adulte) (Kone et al.,2021)

4.2.2. Classification :

Embranchement: Nematoda

Classe : Secernenta

Ordre : Ascaridida

Famille : Toxocaridae

Genre : *Toxocara*

Espèce : *Toxocara vitulorum* (Goeze, 1782)

4.2.3. Cycle parasitaire :

Le cycle parasitaire de *Toxocara vitulorum*, se caractérise par une transmission transcolostrale (Soulsby, 1982). Après ingestion des larves infestantes (L3) par la femelle gestante, celles-ci migrent via la circulation sanguine vers les tissus, principalement le foie et les muscles, où elles restent en état de l'hypobiose (Urquhart et al., 1996). À l'approche du vêlage, les larves sont réactivées et migrent vers les glandes mammaires, d'où elles sont excrétées dans le colostrum (Roberts Janovy, 2009). Le veau nouveau-né s'infeste alors en tétant sa mère, ingérant ainsi les larves qui gagneront rapidement l'intestin grêle pour y compléter leur développement jusqu'au stade adulte (Urquhart et al., 1996). Les vers adultes se fixent dans la muqueuse intestinale, où ils se nourrissent et pondent des œufs qui seront éliminés dans les fèces (Urquhart et al., 1996). Dans l'environnement, les œufs s'embryonnent en quelques semaines, devenant infestants et pouvant contaminer de nouveaux hôtes (Roberts Janovy, 2009).

5. Rhabditida :

5.1. *Strongylus papillosus* :

5.1.1. Généralités :

Strongylus papillosus est un nématode parasite appartenant à la famille des Strongylidae, qui infecte principalement les ruminants, notamment les moutons et les chèvres

- a) **L'adulte** : mesure environ 1 à 2 cm de longueur et présentent un corps cylindrique avec une couleur blanche à brune. Leur morphologie est caractérisée par une bouche entourée de deux lèvres et des spicules asymétriques chez le mâle et qui sont utilisés lors de la copulation (Hawkins et al., 2005).

Chapitre 01 :synthèse bibliographique

- b) **Les œufs** : ils sont ovales, mesurant environ 80 à 100 µm de longueur et 40 à 60 µm de largeur. Ils possèdent une coquille fine et une surface lisse, ce qui facilite leur identification dans les échantillons fécaux. Les œufs embryonnés peuvent être observés dans les excréments des hôtes infectés et sont généralement libérés dans l'environnement, où ils se développent en larves infectieuses (Dold Holland, 2004).



Figure 16: œuf de *Strongylus papillosus* (Alkateb et al;2022)

5.1.2. Classification :

Embranchement: Nematoda

Classe : Secernenta

Ordre : Rhabditida

Famille : Strongyloidida

Genre : *Strongylus*

Espèce : *Strongylus papillosus*

5.1.3. Cycle parasitaire :

Le cycle de vie de *Strongylus papillosus* se compose d'une alternance entre des générations de femelles parasites vivant à l'intérieur d'un hôte et des adultes libres évoluant dans l'environnement. Ce cycle peut s'accomplir très rapidement, en seulement quatre jours (Alzieu et al. 2011). Les femelles parasites se reproduisent par parthénogenèse, produisant des œufs larvés qui donnent naissance à des larves de stade L1. Ces larves peuvent ensuite se développer en larves L3 infectieuses dans le cadre d'un cycle homogonique ou se transformer en adultes libres dans un cycle hétérogonique (Nwaorgu 1983).

Strongylus papillosus se transmet principalement par l'ingestion de larves infectieuses (L3) présentes les pâturages. Les œufs de *Strongylus papillosus* sont excrétés dans les fèces des hôtes infectés, et après un développement dans le sol, ils éclosent pour libérer des larves qui peuvent ensuite s'infecter (Urquhart et al., 1996). Les animaux, en broutant l'herbe contaminée, ingèrent ces larves, ce qui entraîne l'infection et le développement des vers adultes dans l'intestin (Soulsby, 1982). Ce cycle de contamination est particulièrement préoccupant dans les élevages où les conditions environnementales favorisent la survie des larves, comme l'humidité et la température adéquates (Roberts Janovy, 2009).

Chapitre 01 :synthèse bibliographique

6. Adenophora :

6.1. Classification :

Embranchement : Nematoda

Classe : Adenophorea

Ordre : Enoplida

Famille : Trichuridea ,Capolaridea

Genres : *Trichuris*, *Capillaria*

6.2. Trichuris spp:

6.2.1. Généralités :

La maladie causée par *Trichuris spp*, notamment *Trichuris globulosa*, affectant principalement le tube digestif.

- a) **L' adulte :** il se présente sous la forme d'un nématodes filiformes, mesurant environ 4 à 8 cm de long, avec une partie antérieure effilée qui s'accroche à la muqueuse intestinale des ruminants (**Pérez et al., 2019**). Cette morphologie spécifique permet au parasite de s'ancrer efficacement dans l'intestin, provoquant des symptômes cliniques tels que diarrhées, perte de poids et troubles de la croissance chez les animaux infectés (**Mason et al., 2018**).
- b) **Les œufs :** ils sont caractérisés par leur forme ovoïdeils , mesurent environ 70 à 90 µm de longueur et 30 à 40 µm de largeur. Ils possèdent une double coque et des extrémités en forme de bouchon, ce qui leur confère une résistance aux conditions environnementales adverses et facilite leur transmission par voie fécale-orale (**Murray et al., 2016**).

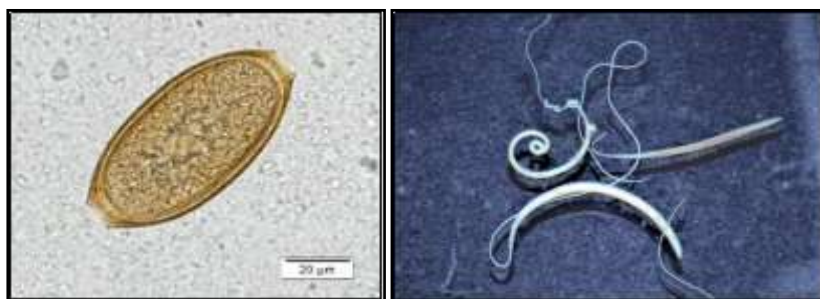


Figure 17 : A : œuf de *Trichuris spp*(Brian Herrin,2019)B : forme adulte de *Trichuris spp* (Mukund Madhav,2022)

6.2.2. Cycle parasitaire :

Le cycle évolutif de *Trichuris spp* chez les ruminants, commence par l'excrétion d'œufs dans l'environnement par des animaux infectés. Ces œufs sont très résistants et peuvent survivre dans le sol pendant de longues périodes (**Smith et al., 2020**). Sous des conditions favorables de chaleur et d'humidité, où ils se développent et deviennent infectieux en quelques semaines (**Jones et al., 2019**). Les ruminants s'infectent en ingérant ces œufs présents dans l'herbe, l'eau ou le sol contaminé (**Brown, 2021**). Une fois ingérés, les larves éclosent dans l'intestin grêle et migrent vers le côlon et le rectum, où elles s'accrochent à la muqueuse intestinale pour se développer en vers adultes, un processus qui prend également quelques semaines (**Taylor et al., 2022**).

Chapitre 01 :synthèse bibliographique

Les vers adultes se reproduisent alors dans l'intestin, et les femelles pondent des œufs qui sont excrétés dans les fèces, complétant ainsi le cycle (Wilson et al., 2018).

6.3. Capillaria spp :

6.3.1. Généralités :

- a) **L'adulte :** Le ver adulte est un petit parasite mince, apparenté à Trichuris, mais présentant une morphologie distincte. Son corps conserve un diamètre uniforme sur toute sa longueur. Les femelles peuvent atteindre une longueur de 20 mm (Villeneuve, 2013).
- b) **Les œufs :** mesurent entre 45 et 50 µm de longueur et 22 à 25 µm de largeur. Bien qu'ils puissent évoquer à première vue l'œuf de Trichuris, leur coquille est moins colorée et leur forme est plus cylindrique, avec des extrémités pratiquement parallèles. De plus, les bouchons présents à chaque extrémité sont moins proéminents que ceux observés chez l'œuf de Trichuris spp (Villeneuve, 2013).



Figure 18 : œuf de *Capillaria spp.* (P. Junquera 2022)

6.3.2. Cycle parasitaire :

Le cycle de ce parasite est monoxène et direct. Les œufs se développent en larves de stade L1 en environ un mois, et ces larves, qui restent à l'intérieur de la coque de l'œuf, sont directement infestantes. La période pré-patente, c'est-à-dire le temps nécessaire avant que le parasite ne puisse être diagnostiqué chez l'hôte, dure également environ un mois (Troncy et al., 1964). Le parasite se localise principalement dans le petit intestin des ruminants (Villeneuve, 2013).

B. Les protozoaires :

Les protozoaires, organismes unicellulaires eucaryotes, Leur classification a évolué avec les avancées phylogénétiques : autrefois associés aux animaux, ils sont aujourd'hui regroupés parmi les protistes, un ensemble polyphylétique aux adaptations écologiques variées (Adl et al., 2019).

1. Cryptospridium parvum:

1.1. Généralités :

C'est un parasite protozoaire appartenant aux Apicomplexa, les oocystes sont de forme ronde ou légèrement ovale, dont la taille varie entre 4,5 et 5,5 micromètres de diamètre, ce qui rend leur observation difficile par microscope optique sans l'usage de

Chapitre 01 :synthèse bibliographique

techniques de coloration spécifiques. Leur paroi chitineuse, leur confère une forte résistance aux conditions environnementales hostiles, y compris face aux agents chimiques usuels tels que le chlore. Sous microscope, après application de la coloration de Ziehl-Neelsen modifiée, les oocystes se teintent d'un rouge éclatant sur un arrière-plan vert ou bleu, (Bouزيد et al., 2015 ; Ryan et al., 2016).

1.2. Classification :

Domaine : Eukarya

Règne : Protozoa

Embranchement : Apicomplexa

Classe : Conoidasida

Ordre : Eucoccidiorida

Famille : Cryptosporidiidae

Genre : *Cryptosporidium*

Espèce : *Cryptosporidium parvum*

1.3. Cycle parasitaire :

Le cycle de développement de *Cryptosporidium parvum* est monoxène, c'est-à-dire qu'il se réalise entièrement chez un unique hôte, sans nécessiter de passage par un hôte secondaire. Une fois que l'hôte a ingéré des oocystes matures, ceux-ci se dékystent dans la lumière de l'intestin grêle, libérant quatre sporozoïtes capables d'envahir les cellules épithéliales de la bordure en brosse. À l'intérieur de ces cellules, les sporozoïtes se transforment en trophozoïtes, qui entament une multiplication asexuée, appelée mérogonie, produisant des mérozoïtes. Une partie de ces mérozoïtes continue la reproduction asexuée, tandis que d'autres amorcent une phase sexuée, appelée gamogonie, menant à la formation de microgamètes mâles et de macrogamètes femelles. La fécondation qui en résulte donne naissance à des oocystes, soit à paroi épaisse — expulsés dans les selles et capables de contaminer l'environnement —, soit à paroi fine, facilitant l'auto-infection à l'intérieur même de l'hôte. Ce cycle complet s'achève en 5 à 7 jours, favorisant ainsi une prolifération rapide et une propagation efficace au sein des populations hôtes (Thompson & Smith, 2011 ; Fayer & Xiao, 2008). La contamination survient principalement par voie oro-fécale, à travers l'ingestion d'eau ou d'aliments souillés par des oocystes infectieux. Ces formes parasitaires se montrent particulièrement résistantes aux désinfectants couramment employés pour le traitement de l'eau potable, notamment au chlore, ce qui leur permet de survivre longtemps dans l'environnement et d'assurer leur dissémination.

Chapitre 01 :synthèse bibliographique

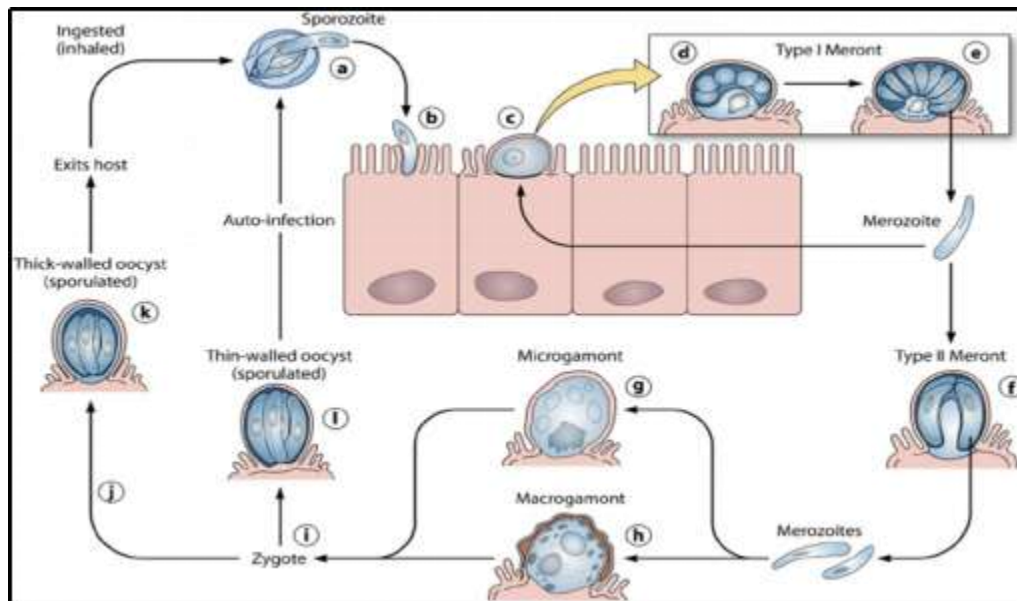


Figure 19 : cycle de vie de *Cryptosporidium parvum* (kevin Morris Tyler, jan 2013).

2. *Eimeria* spp (Coccidies) :

2.1. Généralités :

Le genre *Eimeria* sont des protozoaires parasites intracellulaires appartenant à la famille des Eimeriidae, responsables des coccidioses intestinales chez un grand nombre de vertébrés, notamment chez les ruminants . Les formes infectieuses correspondent à des oocystes sporulés, de forme généralement ellipsoïdale ou sphérique, dont la taille varie entre 10 et 55 μm selon l'espèce. Chaque oocyste renferme quatre sporocystes, contenant chacun deux sporozoïtes (**Bouزيد et al., 2015 ; GDS19, 2019**). Les oocystes possèdent une paroi lisse mais épaisse qui leur confèrent une remarquable résistance aux conditions environnementales. Ces parasites colonisent principalement l'intestin de leurs hôtes, où ils provoquent des lésions tissulaires en lien avec leur cycle de développement intracellulaire (**Diouf & Toguebaye, 1996**).



Figure 20: Oocystes d'*Eimeria* spp. non sporulés (Jesper Monrad, 2011).

Chapitre 01 :synthèse bibliographique

2.2. Classification :

Domaine : Eukarya

Règne : Chromista

Embranchement : Apicomplexa

Classe : Sporozoasida

Sous-classe : Conoidasida

Ordre : Eucoccidiorida

Famille : Eimeriidae

Genre : *Eimeria*

2.3. Cycle parasitaire :

Le cycle biologique des *Eimeria* spp. est direct et monoxène,. Après ingestion d'oocystes sporulés présents dans l'environnement, ceux-ci libèrent des sporozoïtes dans le tube digestif, qui pénètrent ensuite les cellules épithéliales intestinales. Les sporozoïtes entament une multiplication asexuée (appelée schizogonie ou mérogonie), produisant des mérozoïtes capables d'infecter de nouvelles cellules. Par la suite, la reproduction sexuée (gamogonie) donne naissance à des microgamètes et des macrogamètes, dont la fusion conduit à la formation d'oocystes immatures. Ces oocystes sont ensuite évacués par les selles et achèvent leur maturation (sporulation) en quelques jours sous des conditions environnementales favorables, telles qu'une température et une humidité adéquates (**GDS19, 2019 ; Diouf & Toguebaye, 1996**).

La durée complète du cycle varie selon l'espèce ainsi que les facteurs environnementaux, et se situe généralement entre 4 et 7 jours. L'infection se produit principalement par voie fécale –orale , via l'ingestion d'eau, d'aliments ou de surfaces souillées par des oocystes sporulés.

3. *Giardia duodenalis* :

3.1. Généralités :

Aussi connue sous les appellations *Giardia lamblia* ou *Giardia intestinalis*, est un protozoaire flagellé parasitant principalement l'intestin grêle de l'être humain et de divers animaux entre les ruminants . Sous sa forme active, appelée trophozoïte, ce parasite présente une silhouette typique en forme de poire ou de raquette, mesurant approximativement entre 12 et 15 µm de long pour 8 à 10 µm de large. Il est pourvu de quatre paires de flagelles qui lui assurent une mobilité importante, ainsi que d'un disque ventral spécialisé facilitant son ancrage sur l'épithélium intestinal. Cette capacité d'adhésion est cruciale pour sa colonisation de l'intestin et pour résister aux mouvements du contenu digestif. Chaque trophozoïte est doté de deux noyaux symétriques positionnés à l'avant, ainsi que d'un cytosquelette sophistiqué qui contribue à sa structure et à sa motilité. La forme kystique, impliquée dans la transmission du parasite, est plus compacte et de forme ovale, mesurant entre 11 et 14 µm. Protégés par une paroi épaisse, les kystes survivent efficacement dans des environnements défavorables. Selon leur stade de maturation, ils renferment de deux à quatre noyaux, et leur robustesse les rend particulièrement aptes à persister dans le

Chapitre 01 :synthèse bibliographique

milieu extérieur (Einarsson, Ma'ayeh, & Svärd, 2021 ; Centers for Disease Control and Prevention [CDC], 2023).

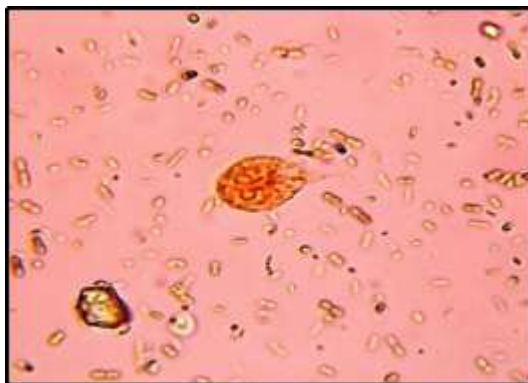


Figure 21: forme végétative(trophozoïte) de *Giardia duodenalis* (Dr Microbe, 2019-2024).

3.2. Classification :

Règne : Protozoa

Embranchement : Metamonada

Classe : Treponomadea

Ordre : Giardiida

Famille : Giardiidae

Genre : *Giardia*

Espèce : *Giardia duodenalis* (Lambl, 1859).

3.3. Cycle parasitaire :

Le cycle biologique est simple et entièrement monoxène, L'infestation commence après l'ingestion de kystes matures présents dans des aliments ou de l'eau souillés. Une fois parvenus dans l'intestin grêle, les kystes subissent un processus d'excystation, libérant quatre trophozoïtes qui s'attachent fermement à l'épithélium intestinal grâce à leur disque ventral spécialisé. Ces formes actives prolifèrent ensuite par division binaire, colonisant la lumière intestinale sans envahir en profondeur les tissus. Une partie des trophozoïtes se transforme de nouveau en kystes, qui sont éliminés avec les matières fécales et peuvent persister longtemps dans l'environnement, facilitant ainsi la contamination d'autres hôtes. Ce cycle rapide et efficace permet au parasite de se maintenir et de se propager aisément au sein des populations touchées (Einarsson et al., 2021 ; CDC,2023)

Chapitre 01 :synthèse bibliographique

C. Diagnostic :

Chez les ruminants, le diagnostic des parasites digestifs repose sur une approche combinée, intégrant des méthodes directes et indirectes. Les examens coprologiques, notamment la flottation en solution saturée et la technique de McMaster, sont essentiels pour détecter et quantifier les œufs ou kystes présents dans les selles, ce qui permet d'évaluer la charge parasitaire **(MAFF, 1986 ; Soulsby, 1987)**. La sédimentation est particulièrement utile pour les œufs plus lourds comme ceux de *Fasciola hepatica* **(Foreyt, 2001)**. En complément, l'identification morphologique des œufs et la culture larvaire permettent une meilleure distinction des espèces **(Zajac & Conboy, 2012)**. L'autopsie reste une méthode de confirmation, permettant d'observer directement les vers adultes dans différents segments du tube digestif ainsi que les lésions tissulaires associées **(Urquhart et al., 1996)**.

Les méthodes de diagnostic indirect sont tout aussi importantes, surtout en cas d'infestation légère ou intermittente. Des analyses sérologiques telles que l'ELISA ou les tests de détection d'antigènes dans les selles renforcent la précision du diagnostic, surtout pour les parasites ou difficiles à différencier morphologiquement **(Kaplan, 2001)**.

D. Traitement et prophylaxie :

Le traitement et la prévention des parasites digestifs chez les ruminants reposent sur une approche intégrée combinant l'utilisation d'anthelminthiques, la gestion pastorale et les bonnes pratiques d'élevage. Les traitements les plus courants incluent les benzimidazoles (ex. : albendazole), les lactones macrocycliques (ex. : ivermectine) et les imidazothiazoles (ex. : lévamisole), administrés selon un calendrier stratégique basé sur le cycle des parasites et les conditions climatiques **(Taylor et al., 2016)**. Toutefois, l'apparition croissante de résistances aux anthelminthiques justifie l'adoption de mesures préventives telles que la rotation des pâtures, le pâturage mixte avec d'autres espèces et la sélection génétique d'animaux résistants **(Kaplan & Vidyashankar, 2012)**. En complément, l'usage de plantes médicinales aux propriétés anthelminthiques, comme le sainfoin ou l'ail, suscite un intérêt croissant dans le cadre de l'élevage durable **(Hoste et al., 2015)**. Une gestion rigoureuse et intégrée de ces parasites est donc essentielle pour garantir la santé animale, la productivité et limiter les risques de résistance.

Chapitre 02 :

Matériel et méthodes

Chapitre 02 : Matériels et méthodes

1. Objectifs de l'étude :

L'objectif principal de cette étude est d'évaluer la prévalence des parasites digestifs chez les ruminants dans la région du centre de l'Algérie. L'étude vise également à analyser la variation de cette prévalence en fonction de plusieurs facteurs, notamment l'âge, le sexe, la consistance des fèces et la région.

1.1. Région d'étude :

Notre étude a été réalisée dans la région centre d'Algérie (Blida, Alger, Tipaza et Médéa).

Cette région est délimitée approximativement entre 35° et 37° de latitude nord et entre 2° et 4° de longitude est, constitue un espace stratégique entre la frange littorale méditerranéenne au nord et les Hauts Plateaux au sud. Cette région est caractérisée par la présence de reliefs accidentés des chaînes telliennes (notamment le Djurdjura et l'Atlas blidéen), de vastes plaines alluviales telles que la Mitidja, ainsi que de zones de piémont favorables à l'urbanisation et à l'activité agricole. Le climat de cette région est de type méditerranéen caractérisé des précipitations concentrées durant la saison hivernale et des étés chauds et secs, (Bendjelid, 2008 ; INCT, 2024).



Figure 22 : Carte géographique illustrant la région d'étude (Ministère de l'Europe et des Affaires étrangères, 2025)

1.2. Population d'étude :

L'étude a porté sur des échantillons de matières fécales de 100 ruminants, répartis entre trois espèces animales : ovins, bovins et caprins. Les animaux inclus dans l'étude présentaient une diversité en termes d'âge, de sexe et de races,

1.3. Prélèvement et conservation des échantillons :

Les prélèvements de matières fécales ont été réalisés entre les mois d'avril et juillet. Un total de 100 échantillons de fèces fraîches a été collecté immédiatement après la

Chapitre 02 : Matériels et méthodes

défécation spontanée des animaux, directement sur les sites d'élevage. Les prélèvements, d'environ 20 grammes chacun, ont été effectués manuellement à l'aide de gants stériles, puis placés dans des pots en plastique stériles préalablement étiquetés avec les informations nécessaires (espèce, âge, sexe, date, lieu, etc.).

Les échantillons ont été transportés dans des conditions réfrigérées au laboratoire de Pharmacotoxicologie, Biologie et Physiologie Végétales de l'Université Saad Dahleb – Blida 1. Ils ont été conservés à une température de 4 °C et analysés dans un délai maximal de 24 heures après le prélèvement.

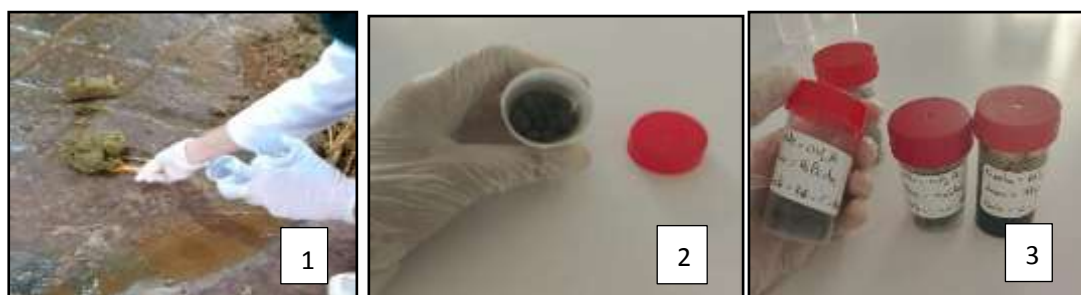


Figure 23 : les différentes étapes du prélèvement (photos personnels)

1. Matériels utilisés :

a) Matériels non biologiques :

- Microscope optique
- Réfrigérateur
- Portoires
- Tubes secs
- Lames et lamelles
- Béchers
- Gants jetables
- Solutions de flottation
- Eau physiologique
- Lugol

b) Matériels biologiques :

- Les selles

3. Méthodes :

3.1. Examen macroscopique :

Il consiste à l'observation directe à l'œil nu de l'aspect général des matières fécales. Il permet de déterminer la couleur, la texture (liquide, molle, moulée), la présence de mucus, de sang ou d'éventuels parasites visibles (formes adultes) (**Eurofins Biomnis,; Elsan, 2024**).

3.2. Examen microscopique :

1. Examen direct :

Cette méthode a été réalisé selon les étapes suivantes :

Chapitre 02 : Matériels et méthodes

- A. prélever une petite portion de selles (1 à 2 mg).
- B. Diluer avec 10 fois cette quantité de solution saline (eau physiologique)
- C. mettre dans un mortier et mélangez bien ,
- D. Filtrer à l'aide d'une passoire a thé
- E. déposer une goutte du mélange d'un côté, puis on dépose le même mélange additionné d'une goutte de Lugol de l'autre côté.
- F. Examinez rapidement au microscope à faible grossissement ($\times 10$) puis à fort grossissement ($\times 40$)

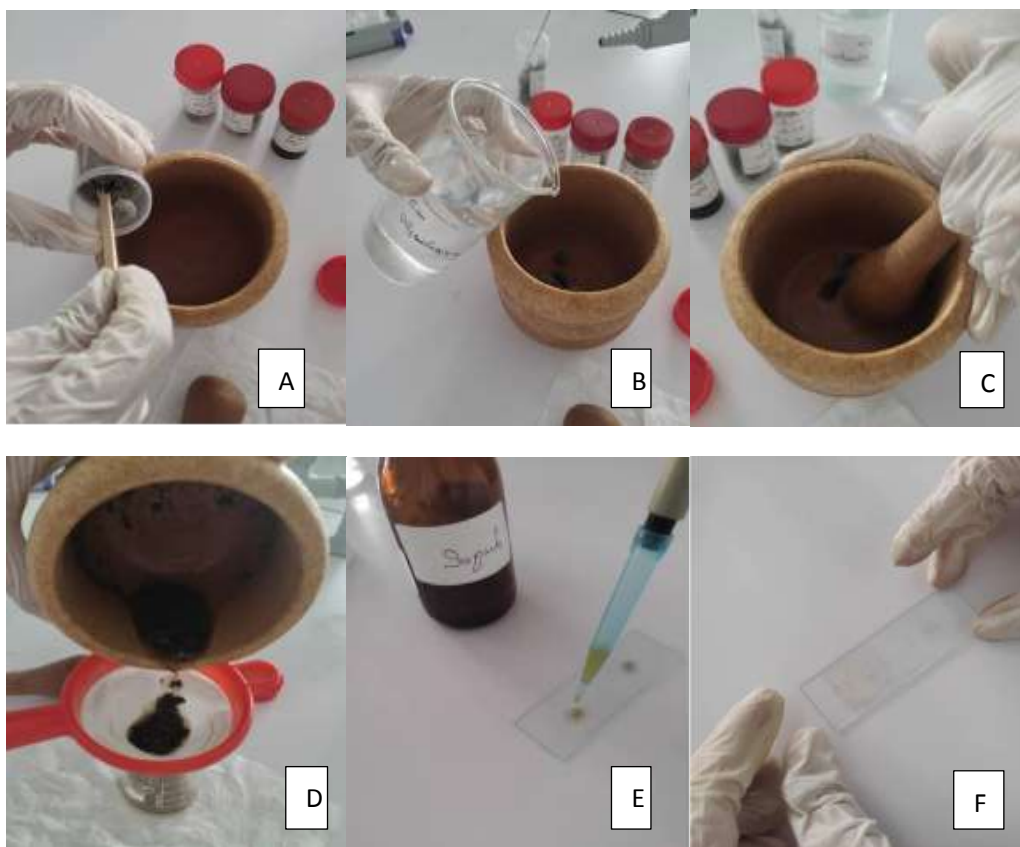


Figure 24 : étapes de réalisation de l'examen direct (photos personnels)

3.3. Technique de flottation :

Elle est utilisée pour améliorer la sensibilité de détection des œufs, kystes et larves, notamment en cas de faible concentration parasitaire, la méthode de flottation a été employée en utilisant deux solutions différentes : la solution saturée de chlorure de sodium (NaCl) et la solution de saccharose.

- A. Prélever 1 g de selles fraîches à l'aide d'une spatule et placer les selles dans un récipient propre (verre à pied ou bécquet ou un mortier).
- B. Ajouter 15-20 ml de solution saturée de NaCl ou bien de solution de saccharose et Homogénéiser soigneusement jusqu'à dissolution complète des selles dans la solution saline (**Benlaribi, 2024**).
- C. Laisser reposer la suspension quelques minutes pour que les débris plus lourds sédimentent , Remplir un tube conique avec la suspension jusqu'à la formation

Chapitre 02 : Matériels et méthodes

d'un ménisque convexe à la surface.

- D. Poser une lamelle couvre-objet sur le ménisque, sans faire de bulles.
- E. Laisser reposer 10 à 15 minutes pour permettre aux œufs et kystes de flotter à la surface et adhérer à la lamelle (**Achir & Sapamyme, 2019**).

Après Retirer délicatement la lamelle et l'observer au microscope à faible ($\times 10$) puis fort grossissement ($\times 40$).

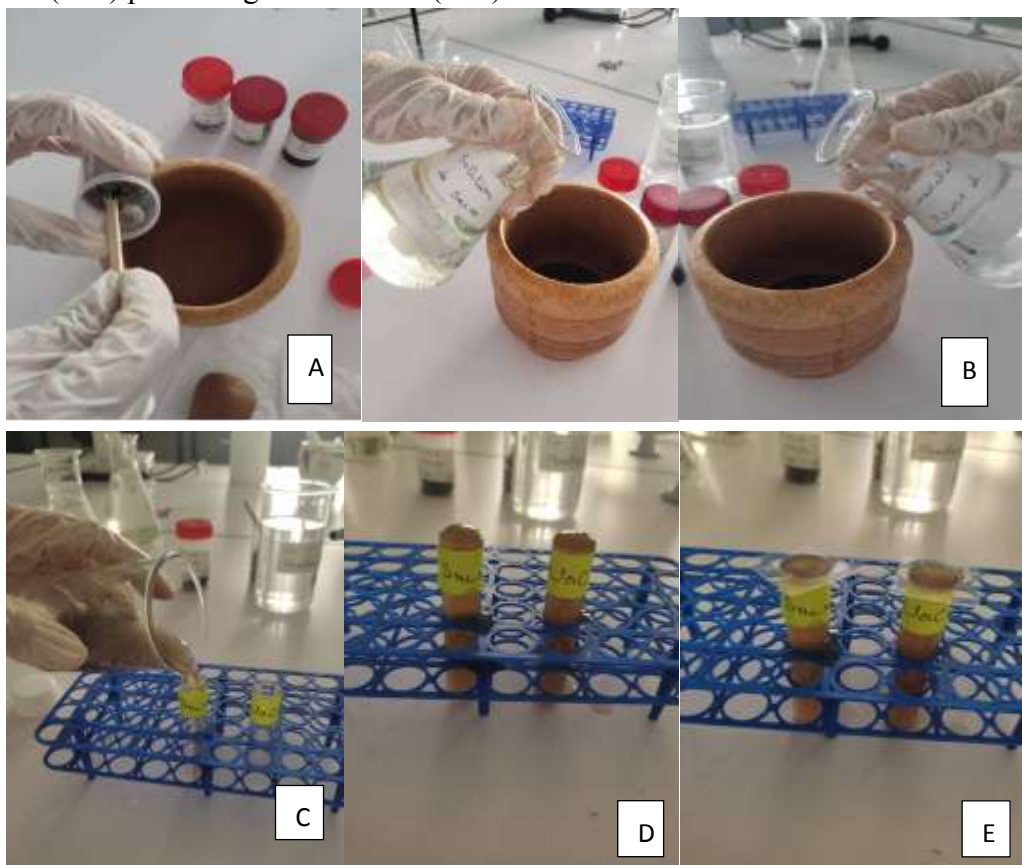


Figure 25 : étapes de réalisation de la technique de flottation (photos personnels)

Identification

L'identification des espèces parasites est basée sur une clé d'identification des parasites digestifs des ruminants tirée des ouvrages de parasitologie à partir de plusieurs références (La clé d'identification utilisée est présentée dans l'annexe n°01),

Chapitre 03 :

Résultats et discussion

Chapitre 03 : Résultats et discussion

I. Résultats :

1-Resultats de l'examen macroscopique

La consistance et la couleur des matières fécales des échantillons soumis à l'examen coproscopique sont présentées dans le tableau 1 et 2 . Lors de cet examen, aucune présence de sang, de mucus, ni de formes adultes de parasites n'a été observée.

1.1-Consistance :

L'analyse macroscopique des fèces a permis d'examiner leur consistance. Sur les 100 échantillons analysés, les fèces diarrhéiques ont montré une fréquence de 7 %, suivies des fèces molles a 27% , tandis que les fèces dures ont présenté une fréquence de 70 %.

Tableau 01 : la consistance des matériels fécales

Consistance	Nombre d'échantillons	Fréquence %
Molle	23	23%
Dure	70	70%
Diarrhéique	7	7%
Total	100	100%

1.2-Couleur

Les résultats du tableau 02 a révélé que , 67 % des échantillons avaient une couleur noirâtre , tandis que 33 % présentaient une couleur verdâtre .

Tableau 02 : la couleur des matériels fécales

Couleur	Nombre d'échantillons	Fréquence %
Verdâtre	33	33%
Noirâtre	67	67%
Total	100	100%

2-Resultats de l'examen microscopique :

I. Prévalence globale du parasitisme:

Sur un total de 100 matières fécales fraîches examinées, 55% se sont révélés positifs.

Chapitre 03 : Résultats et discussion

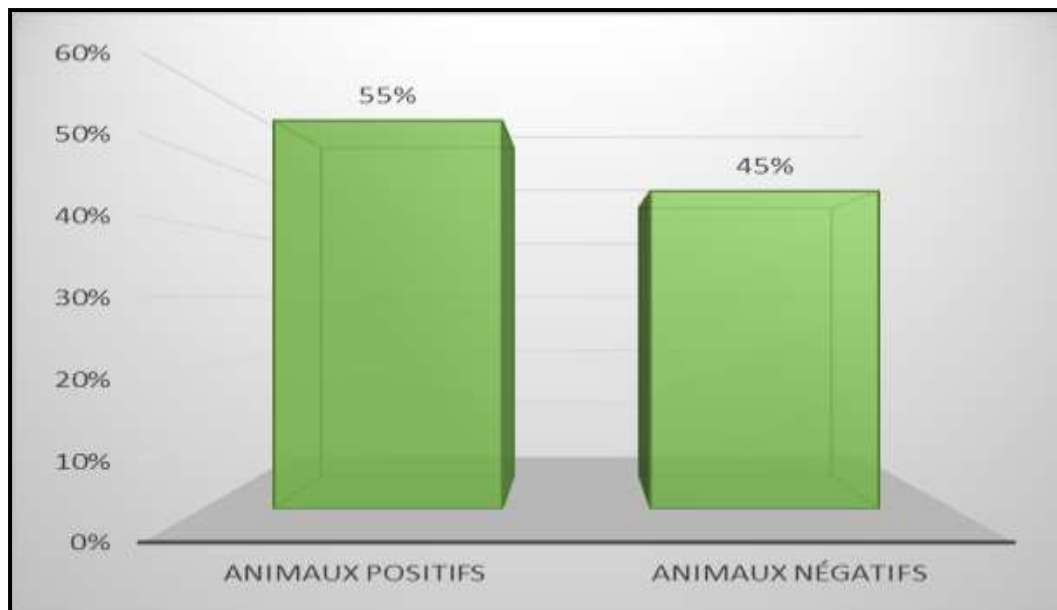


Figure 26 : prévalence globale du parasitisme digestif chez les ruminants

II. Prévalence en fonction des espèces animales échantillonnées :

La Figure 3 indique que la prévalence parasitaire la plus élevée a été observée chez les ovins, atteignant 63 %, suivie des bovins avec un taux de 51 %. Les caprins présentent la prévalence la plus faible, soit 48 %.

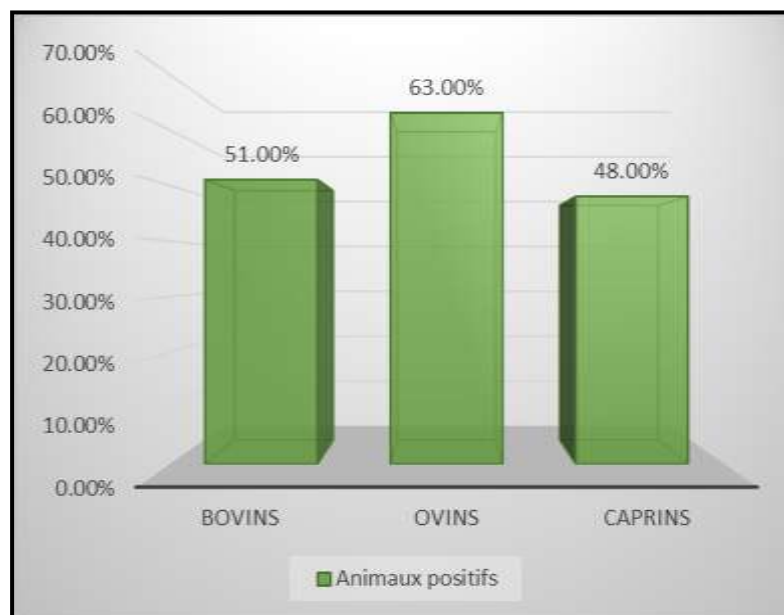


Figure 27 : prévalence en fonction des espèces de ruminants

III. Prévalence en fonction de la technique :

Les résultats obtenus montrent que la méthode d'examen direct a révélé une sensibilité de 23 %. La technique de flottation au sel a permis de détecter 39 % des cas, tandis que la flottation au saccharose a mis en évidence une prévalence

Chapitre 03 : Résultats et discussion

légèrement supérieure de 42 %.

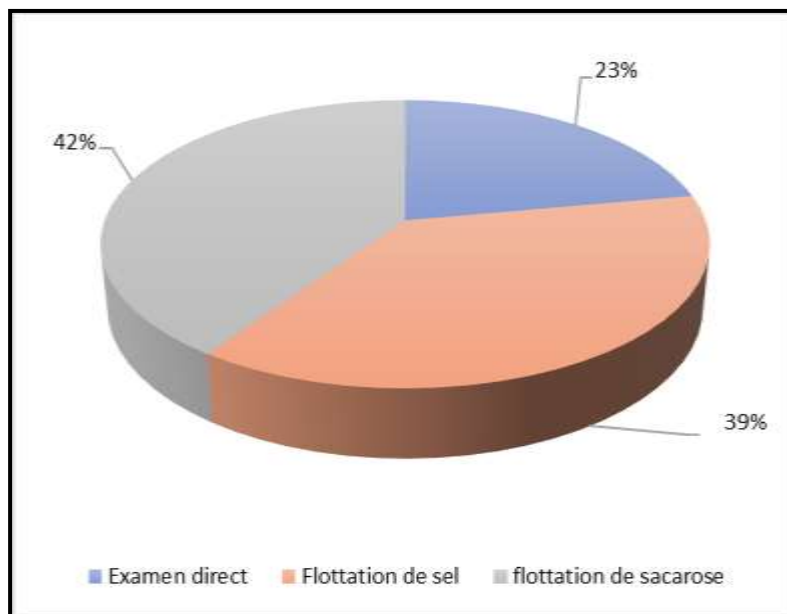


Figure 28 : prévalence en fonction des techniques

IV. Prévalence de types de parasites :

Ce travail a mis en évidence une répartition quasi équivalente entre les deux grands groupes parasitaires identifiés. Les protozoaires avec une prévalence légèrement supérieure, atteignant 70,90 %, tandis que les helminthes présentent un taux de 69,09 %.

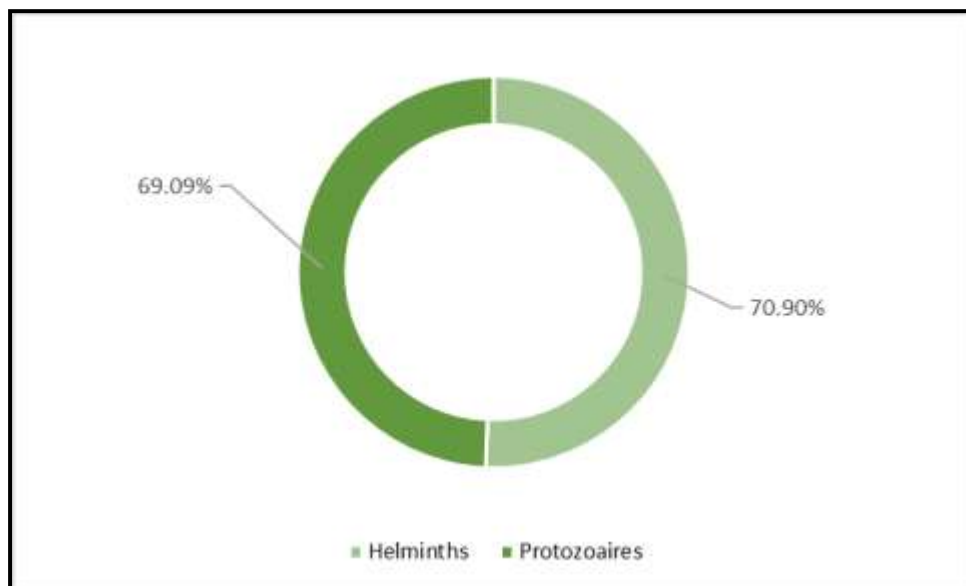


Figure 29 : prévalence en fonction du type de parasite

V. Prévalence de chaque genre de parasite :

L'analyse de la répartition des parasites par genre met en évidence une prédominance

Chapitre 03 : Résultats et discussion

des protozoaires, notamment *Eimeria* spp., responsables de 60 % des infections identifiées. Les nématodes suivent, avec *Trichostrongylus* spp. (30,90 %) et *Ostertagia* spp. (25,45 %). Les cestodes (*Moniezia* spp.) et trématodes (*Paramphistomum* spp.) sont moins représentés.

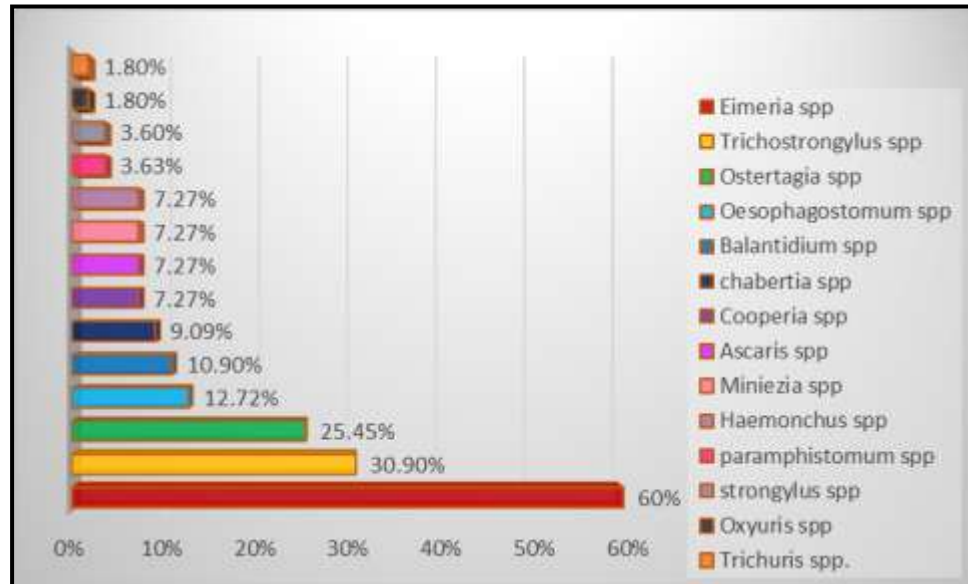


Figure30: prévalence en fonction des genres de parasites identifiés

Chapitre 03 : Résultats et discussion

 Œuf de <i>Moniezia</i> spp. observée sous microscope optique (G×40)	 Œuf de <i>Trichuris</i> spp. observée sous microscope optique (G×40)	 Oocyste d'<i>Eimeria</i> spp. observée sous microscope optique (G×40)
 Œuf de <i>Trichostrongylus</i> spp. observée sous microscope optique (G×40)	 Œuf de <i>Haemonchus</i> spp. observée sous microscope optique (G×40)	 Œuf de <i>Oesophagostomum</i> spp. observée sous microscope optique (G×40)
 Œuf de <i>Cooperia</i> spp. observée sous microscope optique (G×40)	 Œuf de <i>Chabertia</i> spp. observée sous microscope optique (G×40)	 <i>Balantidium</i> spp. observée sous microscope optique (G×40)

Tableau 03: Photos des principaux parasites identifiés (Kaddour Aya et Rezala Tasnime)

VI. Prévalence en fonction de la consistance :

L'étude révèle une association marquée entre la consistance des fèces et le taux de parasitisme : les animaux présentant une diarrhée avaient une prévalence de 100 %, contre 78 % chez ceux ayant des selles molles, et 40 % chez ceux aux fèces dures.

Chapitre 03 : Résultats et discussion

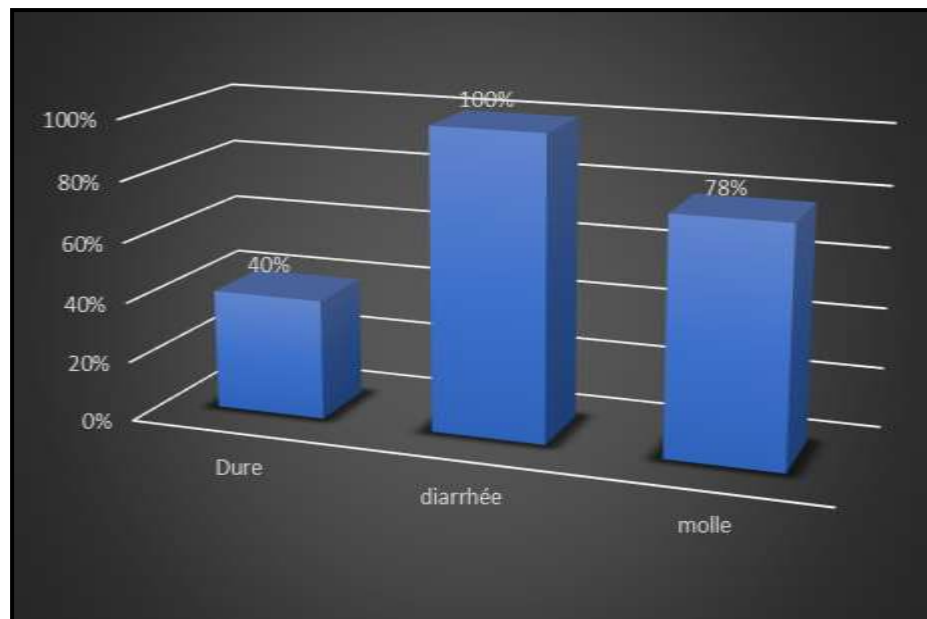


Figure 31 : prévalence du parasitisme en fonction de la consistance des fèces

VII. Prévalence du parasitisme en fonction de l'âge de l'animal :

Les jeunes ruminants (âgés de moins de 3 ans) présentent une prévalence parasitaire de 58 %, supérieure à celle observée chez les adultes (≥ 3 ans), ou elle atteint 50 %.

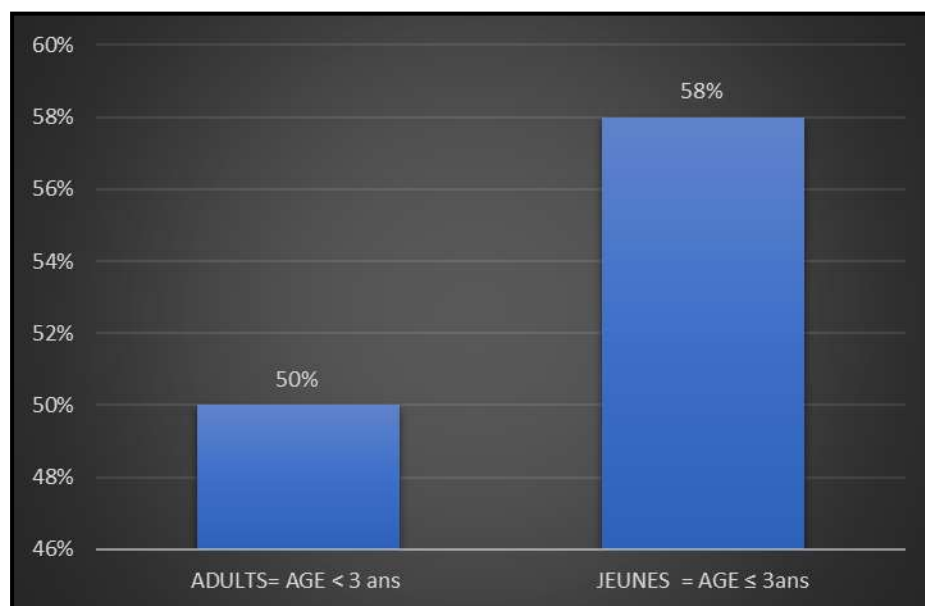


Figure 32: prévalence en fonction de l'âge

VIII. Prévalence du parasitisme en fonction du sexe :

les données de la Figure 32 indiquent que les mâles étaient plus fréquemment parasités, avec un taux de 65 %, contre 50 % chez les femelles.

Chapitre 03 : Résultats et discussion

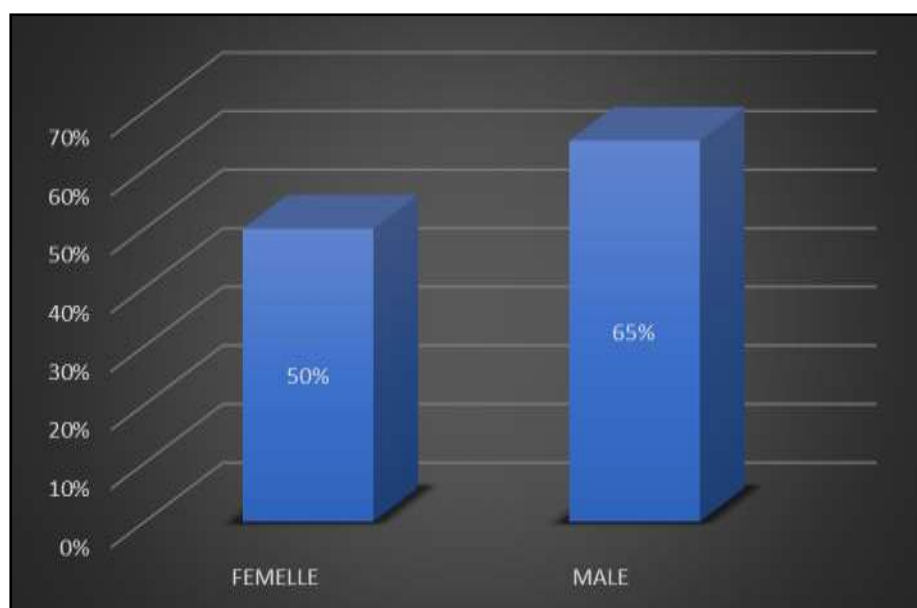


Figure 33 : prévalence du parasitisme en fonction du sexe de l'animal

II. Discussion :

L'objectif de cette étude était de déterminer la prévalence du parasitisme digestif et les types de parasites chez différentes espèces animales ruminantes, à savoir les ovins, caprins et bovins, tout en analysant certains facteurs influençant cette prévalence. Les données ont été collectées à partir de quatre régions d'Algérie : Alger, Blida, Tipaza et Médéa. Nos résultats sont discutés en fonction de facteurs de risque et démographiques, notamment les espèces parasitaires par espèce animale, le sexe et l'âge.

La prévalence globale observée dans cette étude est de 55 %, avec un taux d'infestation plus élevé chez les ovins (63 %), suivis des bovins (51 %) et des caprins (48 %). Ces résultats sont comparables à ceux de Benamar Nour El Houda (2022), qui a enregistré une prévalence globale de 48,7 % à Djelfa, ou encore à ceux de Messadaï et al. (2021) à Guelma (51,11 %), et légèrement inférieurs à l'étude menée à Blida par Zaghli et Bezghoud (2019) (56 %). Cependant, une autre étude de Benamar Nour El Houda a révélé un ordre différent : caprins (60,46 %), ovins (54 %), puis bovins (28,84 %).

Concernant les méthodes de diagnostic, la prévalence selon l'examen direct était de 23 %, celle obtenue par la méthode de flottation au sel de 39 %, et enfin, celle par la méthode au saccharose de 42 %. Il convient de noter l'absence d'études similaires permettant une comparaison directe sur ces méthodes.

La présente étude a mis en évidence la présence de deux types de parasites : les

Chapitre 03 : Résultats et discussion

helminthes (70,90 %) et les protozoaires (60,09 %). À titre de comparaison, une étude similaire à Laghouat a trouvé une prévalence beaucoup plus faible des helminthes (7,49 %). Au total, 14 espèces parasitaires digestives ont été identifiées, dont les plus fréquentes sont : *Eimeria* spp. (60 %), *Trichostrongylus* spp. (30,9 %), *Ostertagia* spp. (25,45 %), *Oesophagostomum* spp. (12,72 %), *Balantidium* spp. (10,9 %), *Chabertia* spp. (9,09 %), et d'autres espèces en moindre proportion. Ces résultats se rapprochent de ceux rapportés par Lakhdari Imane (2019), qui avait identifié 9 espèces, *Eimeria* spp. (19,7 %) et *Trichostrongylus* spp. (8,5 %) étant les plus fréquentes.

La prévalence des strongyloses a été relativement faible (3,60 %) dans notre étude, comparée à celle de Benamar Nour El Houda (2022) qui a observé un taux de 87 %. De même, *Eimeria* spp. s'est révélée être la parasitose dominante avec une prévalence de 60 %, un résultat supérieur à celui de Zaghlil et Bezghoud (2019) à Blida (32,14 %), et de Moussouni et Abdelhanine (2013) à Béjaïa (43,84 %), mais légèrement inférieur à celui de Moussa (2012) à Oran (64,28 %).

L'influence de la diarrhée sur l'infestation parasitaire est très marquée : tous les échantillons diarrhéiques se sont révélés positifs. Ce constat rejoint celui de Malak et al. (2021) à Guelma, où les ruminants diarrhéiques représentaient 78,26 % des cas positifs. Ces taux sont également supérieurs à ceux trouvés à Biskra (35,71 % – Ben Hamza, 2020) et à Oran (64,28 % – Moussa, 2012), et confirment les observations de Lassen et al. (2009) et Quilez et al. (1996).

Au niveau régional, les taux de positivité observés sont : Alger (83 %), Tipaza (80 %), Médéa (76 %), et Blida (36 %). Ces résultats sont nettement supérieurs à ceux de Djelfa (48,7 % – Benamar 2022) et de Biskra (54,16 %), ce qui suggère une variation géographique significative.

Concernant le facteur sexe, notre étude indique une prévalence plus élevée chez les mâles (65 %) que chez les femelles (50 %). Toutefois, cela contredit certaines études, comme celle de Ben Hamza (2020) à Biskra, où les femelles (90 %) étaient plus infestées que les mâles (91,7 %), ou encore celles menées à Alger et Boumerdès (Said, 2016) et à Guelma (Malak et al., 2021), où les femelles étaient plus touchées. À l'inverse, une étude au Cameroun indique une prévalence plus élevée chez les mâles (76,92 %). Malgré ces différences, le sexe ne semble pas être un facteur statistiquement élevée sur la prévalence globale.

Enfin, l'âge apparaît comme un facteur déterminant. Les jeunes ruminants (≤ 3 ans) sont plus souvent infestés (58 %) que les adultes (> 3 ans) (50 %), ce qui est en accord avec les résultats de Ben Hamza (2020) à Biskra (95,5 % chez les jeunes) et ceux de Djawe et al. (2019) au Cameroun (85 % chez les jeunes).

Conclusion

Conclusion

Cette étude coproscopique menée dans la région centre de l'Algérie, couvrant les wilayas de Blida, Tipaza, Médéa et Alger, met en évidence l'importance sanitaire du parasitisme digestif chez les ruminants. L'analyse de 100 échantillons provenant d'ovins, de bovins et de caprins a révélé une prévalence parasitaire globale élevée, atteignant respectivement 63 % chez les ovins, 51 % chez les bovins et 48 % chez les caprins.

La diversité des parasites identifiés, incluant à la fois des protozoaires (*Eimeria* spp. 60 %, *Balantidium* spp. 10,9 %) et de nombreux helminthes (tels que *Trichostrongylus* spp. 30,9 %, *Ostertagia* spp. 25,45 %, *Oesophagostomum* spp. 12,72 %, *Chabertia* spp. 9,09 %, *Haemonchus* spp. 7,27 %, entre autres), témoigne de la complexité du parasitisme gastro-intestinal chez ces espèces. Cette forte diversité parasitaire peut avoir des répercussions notables sur la santé, le bien-être et la productivité des ruminants.

Par ailleurs, l'étude a mis en évidence l'influence significative de plusieurs facteurs sur la prévalence parasitaire : l'espèce animale, l'âge (58 % chez les jeunes ≤ 3 ans contre 50 % chez les adultes > 3 ans), le sexe (65 % chez les mâles contre 50 % chez les femelles), le mode d'élevage, ainsi que la localisation géographique, avec des taux de prévalence particulièrement élevés à Alger (83 %), Médéa (76 %) et Tipaza (80 %), comparativement à Blida (36 %).

Ces résultats soulignent la nécessité de mettre en place des stratégies ciblées de prévention et de lutte contre les parasites digestifs, adaptées aux spécificités locales et aux facteurs de risque identifiés. Une gestion parasitaire efficace contribuera à améliorer durablement les performances sanitaires et économiques des élevages de ruminants dans la région étudiée.

À l'issue de notre travail, plusieurs recommandations s'imposent :

- Mettre en place un déparasitage systématique et régulier des ruminants.
- S'assurer de l'efficacité des traitements antiparasitaires en respectant strictement les protocoles d'utilisation.
- Sensibiliser les éleveurs aux bonnes pratiques d'élevage et à l'hygiène des lieux d'élevage.
- Renforcer l'hygiène des infrastructures et des pâturages afin de réduire la contamination environnementale.
- Évaluer la sensibilité des espèces parasitaires aux antiparasitaires les plus couramment utilisés pour prévenir les résistances.
- Étendre les recherches à d'autres régions et saisons pour mieux comprendre l'évolution spatio-temporelle des infestations.
- Étudier les interactions entre différentes espèces parasitaires et leurs effets conjoints sur la santé animale.
- Mettre en place un système de surveillance continue du parasitisme digestif chez les ruminants au niveau régional.

Références bibliographiques

Références bibliographiques

- 1) Abour khadidja. (2018). Contribution à l'étude des strongles gastro-intestinaux des Petits Ruminants dans la région de Guelma, et leur résistance aux anthelminthiques redoutables. (mémoire de master. Université 08 mai 1945 guelma) p38
- 2) Achir, N., & Sapamyme. (2019). La Coprologie parasitaire en question(s). 3ème Congrès de Biologie Praticienne, CHU Mustapha Alger. <https://alam-dz.com/upload/3CN2019/07-ACHIR.pdf>
- 3) Al-Albudi, M. S. A.-A. (2016). A cross-sectional of gastro-intestinal helminthes of ruminants by coprological examination. *Journal Name*, 3(4), 515–520. <https://doi.org/10.12737/23076>
- 4) Al-Quraishy, S., Al-Shaebi, E. M., Dkhil, M. A., & Abdel-Gaber, R. (2023). Morphological and Molecular Characterization of *Eimeria* spp. Infecting Domestic Chickens in the Riyadh Region. *Parasitology Research*, 122(3), 1–12. <https://doi.org/10.1007/s00436-023-07772-y>
- 5) Almeida, F. A. D., Bassetto, C. C., Amarante, M. R. V., Albuquerque, A. C. A. D., Starling, R. Z. C., & Amarante, A. F. T. D. (2018). Helminth infections and hybridization between *Haemonchus contortus* and *Haemonchus placei* in sheep from Santana do Livramento, Brazil. *Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária*, 27, 280-288.
- 6) Athamna, A., Amara, M., & Benakhla, A. (2014). La gale sarcoptique ovine dans le Nord-est algérien: incidence, aspects lésionnels et cliniques. *Tropicultura*, 32(2). <http://www.univ-soukahras.dz/en/publication/article/197>
- 7) Benamar Nour El Houda, D. (2022). Contribution À L'étude Des Endoparasites Digestifs Chez Les Ruminants Et Leurs Propriétaires Dans La Région De Djelfa [Mémoire de Master, Université Ziane Achour - Djelfa]p46.
- 8) Benlaribi, K. (2024). Techniques de concentration et coloration des selles (p. 5). Université de Constantine 3. <https://facmed.univ-constantine3.dz/wp->
- 9) Benlaribi, M. (2023). Techniques de concentration et coloration des selles [PDF]. Université de Constantine 3. MemoBio. (n.d.). Coloration au lugol. Récupéré de https://www.memobio.fr/html/para/pa_te_lug.html
- 10) Bessissa, L., Barech, G., & Khelef, D. (2021). Prevalence of *Cryptosporidium parvum* in calves and children in Algiers, Algeria. *Veterinary Parasitology: Regional Studies and Reports*, 25, 100596. <https://doi.org/10.1016/j.vprsr.2021.100596>
- 11) Bliss, D. H., & Kvasnicka, W. G. (1997). Guide to internal parasites of ruminants [PDF]. MSD Animal Health. <https://www.merck-animal-health-me.com/offload-downloads/guide-to-internal-parasites-of-ruminants-msd/>
- 12) Boukhalifi asma ; (2020) . Evaluation de la résistance des strongles gastro intestinaux des petits ruminants aux anthelminthiques dans la region de tolga w. de biskra. (mémoire de master. Université de biskra). P40
- 13) Boulkaboul, A., & Moulaye, K. (2006). Parasitisme interne du mouton de race Ouled Djellal en zone semi-aride d'Algérie. *Revue d'élevage et de Médecine Vétérinaire des Pays Tropicaux*, 59, 23–29. <https://doi.org/10.19182/REMT.9950>

Références bibliographiques

- 14) Bouragba Awatef BenAissa Khaoula, K. M. (2017). Etude des parasites intestinaux chez L'Homme et les Ovins dans la région de Guelma.
- 15) Bourée, P., & Paugam, A. (2013). Solitaires mais encombrants. La Revue du praticien. Médecine générale, (910), 778-779.
- 16) Bouzid, M., Hunter, P. R., Chalmers, R. M., & Tyler, K. M. (2015). Cryptosporidium pathogenicity and virulence. Clinical Microbiology Reviews, 26(1), 115-134. <https://doi.org/10.1128/CMR.00076-12>
- 17) Centers for Disease Control and Prevention (CDC). (2023). Giardiasis. <https://www.cdc.gov/parasites/giardia/index.html>
- 18) Centers for Disease Control and Prevention. (2019, May 2). DPDx – Fascioliasis. In DPDx – Laboratory identification of parasites of public health concern. U.S. Department of Health & Human Services. <https://www.cdc.gov/dpdx/fascioliasis/index.html>
- 19) Centorrino, F. (2020, 22 octobre). Trichostrongylus colubriformis. Microbiologia Italia. <https://www.microbiologiaitalia.it/parassitologia/trichostrongylus-colubriformis/>
- 20) content/uploads/2024/02/Techniques-de-concentration-et-coloration-des-selles-Dr-Benlaribi-2023-24.pdf
- 21) DE LUCIO, M. E. Z. LOS ÁCIDOS GRASOS VOLATILES, FUENTE DE ENERGÍA EN LOS RUMIANTES.
- 22) Diouf, J. N., & Toguebaye, B. S. (1996). Eimeria spari n. sp., (Apicomplexa, Eimeriidae) parasite de Sparus caeruleostictus (Sparidae), poisson marin du Sénégal. Parasite, 4(4), 351-355.
- 23) Einarsson, E., Ma'ayeh, S., & Svärd, S. G. (2021). Giardia duodenalis: Biology and pathogenesis. Microorganisms, 9(8), 1700. <https://doi.org/10.3390/microorganisms9081700>
- 24) El-Seify, M. A., Elshahawy, I. S., Ibrahim, O., & Ahamed, Z. K. (2021). An Abattoir-based survey on the prevalence of some Gastrointestinal helminths of camels (Camelus dromedarius) in Aswan Province, Egypt. SVU-International Journal of Veterinary Sciences, 4(3), 119-130.
- 25) Enemark, H. L., Hodal, M., Drag, M., Höglund, J., & Nejsun, P. (2016). The level of embryonation influences detection of Ostertagia ostertagi eggs by semi-quantitative PCR. ResearchGate. <https://www.researchgate.net/publication/XXXX>
- 26) ESCCAP France. (s.d.). Solutions de flottaison. Récupéré de <https://www.esccap.fr/solutions-de-flottaison.html> Laboratoire de Parasitologie, EnvA.(2020). Thèse de coprologie. VETOSAPIENS. Récupéré de <https://www.vetosapiens.net/wp-content/uploads/2020/12/These-coprologie.pdf> Benlaribi, M. (2023). Techniques de concentration et coloration des selles [PDF]. Université de Constantine 3. Récupéré de <https://facmed.univ-constantine3.dz/wp-content/uploads/2024/02/Techniques-de-concentration-et-coloration-des-selles-Dr-Benlaribi-2023-24.pdf>

Références bibliographiques

- 27) ESCCAP. (2013). *Giardia duodenalis* - Guide de bonnes pratiques. ESCCAP.
https://www.esccap.org/uploads/docs/rcstx5mz_ESCCAP_CH_FS_Giardia_f_def_130324.pdf
- 28) Faculté des Sciences Vétérinaires, Université Mentouri Constantine. (2021). Strongyloses gastro-intestinales des ruminants [Cours en ligne].
- 29) Fayer, R., & Xiao, L. (2008). *Cryptosporidium and cryptosporidiosis* (2nd ed.). CRC Press.
- 30) Foreyt, W. J. (2001). *Veterinary Parasitology Reference Manual* (5th ed.). Wiley-Blackwell.
- 31) GDS19. (2019). La coccidiose bovine. Groupement de défense Sanitaire de la Charente-Maritime. <https://www.gds19.org/Docs/PDF/UP/2019/UP-2019-05-20.pdf>
- 32) Gharbi, M., Ayadi, O., & Amdouni, Y. (2013). Prévalence et facteurs de risque de la cryptosporidiose bovine dans le nord de la Tunisie. *Revue de Médecine Vétérinaire*, 164(8-9), 395-400.
- 33) Halán, M., & collaborateurs. (2018). *Paramphistomum* spp. In *Atlas parazitov. Univerzita veterinárskeho lekárstva a farmácie v Košiciach*. <https://atlas-parazitov.uvlf.sk/?p=633>
- 34) Hoste, H., Torres-Acosta, J. F. J., Sandoval-Castro, C. A., et al. (2015). Alternative or improved methods to limit gastro-intestinal parasitism in grazing sheep and goats. *Small Ruminant Research*, 123(1), 1–9.
- 35) Kaplan, R. M. (2001). *Fasciola hepatica*: Direct and indirect diagnosis. *Veterinary Parasitology*, 97(2), 95–110.
- 36) Kaplan, R. M., & Vidyashankar, A. N. (2012). An inconvenient truth: global warming and anthelmintic resistance. *Veterinary Parasitology*, 186(1–2), 70–78.
- 37) Lakhdari imane. (2019). Contribution à l'étude des parasites gastrointestinaux chez les petits ruminants dans la région de Laghouat. (mémoire master. Université Amar Thelidji laghouat) p63
- 38) Lozano, R. G. R. (2017). *Principios De Nutrición De Rumiantes*. Palíbrío.
- 39) Lübbert, C., & Schneitler, S. (2016). Parasitic and infectious diseases of the biliary tract in migrants and international travelers. *Expert review of gastroenterology & hepatology*, 10(11), 1211-1225.
- 40) MAFF (Ministry of Agriculture, Fisheries and Food). (1986). *Manual of Veterinary Parasitological Laboratory Techniques*. HMSO.
- 41) Ministère de l'Europe et des Affaires étrangères. (n.d.). Présentation de l'Algérie. *Diplomatie : dossiers-pays – Algérie*.
<https://www.diplomatie.gouv.fr/fr/dossiers-pays/algerie/presentation-de-l-algerie/>
- 42) MNHN & OFB [Éd.]. (2003–2025). *Ostertagia ostertagi* (Stiles, 1892). Inventaire national du patrimoine naturel (INPN).
https://inpn.mnhn.fr/espece/cd_nom/238931
- 43) Moussouni, L., Benhanifia, M., Saidi, M., & Ayad, A. (2018). Prevalence of gastrointestinal parasitism infections in cattle of Bass Kabylie Area: Case of

Références bibliographiques

- Bejaia Province, Algeria. Macedonian Veterinary Review, 41(1), 73–82.
<https://doi.org/10.2478/MACVETREV-2018-0010>
- 44) Muséum national d'Histoire naturelle. (2025). *Haemonchus contortus* (Rudolphi, 1803) – Fiche taxonomique. Inventaire National du Patrimoine Naturel (INPN). https://inpn.mnhn.fr/espece/cd_nom/234225/tab/taxo
- 45) Organisation mondiale de la Santé. Planches pour le diagnostic des parasites intestinaux, deuxième édition. Genève : OMS ; 2021
<https://iris.who.int/bitstream/handle/10665/341506/9789240025868-fre.pdf>
- 46) Ortega, Y. R. (1996). Understanding Intestinal Spore-Forming Protozoa: Cryptosporidia, Microsporidia, Isospora, and Cyclospora. *Annals of Internal Medicine*, 124(4), 429–441. <https://doi.org/10.7326/0003-4819-124-4-199602150-00010>
- 47) Palevich, N. (2011). Genome sequencing of rumen bacteria involved in lignocellulose digestion: a thesis presented in partial fulfilment of the requirements for the degree of Master of Science in the Institute of Molecular Biosciences at Massey University, Palmerston North, New Zealand (Doctoral dissertation, Massey University).
- 48) Parasitoprimates. (n.d.). *Fasciola hepatica*. Parasitoprimates.
<https://parasitoprimates.jimdofree.com/index-par-lettres/f/fasciola-hepatica/>
- 49) Piriou, M. (2024). *Epidémiologie de l'infestation par strongyloïdes papillosus chez la chèvre laitière adulte* (Doctoral dissertation, Nantes Université).
- 50) Platyhelminthe definition. (n.d.). Aquaportail.
<https://www.aquaportail.com/dictionnaire/definition/8577/platyhelminthe>
- 51) Productions-Animales.org. (2020). La coccidiose chez les poulets domestiques : revue sur les espèces d'Eimeria. *Productions Animales*, 33(1), 45-52.
- 52) Public Health Agency of Canada. (2001, septembre 17). *Cryptosporidium parvum* – Pathogen Safety Data Sheet. Government of Canada.
<https://www.canada.ca/en/public-health/services/laboratory-biosafety-biosecurity/pathogen-safety-data-sheets-risk-assessment/cryptosporidium-parvum-pathogen-safety-data-sheet.html>
- 53) Puget, L. (2024). Recherche d'indicateurs candidats au traitement ciblé sélectif contre *Ostertagia ostertagi* chez des génisses laitières de première saison de pâturage à la rentrée en bâtiment [Mémoire de master, Sciences du Vivant; dépôt FFDumas – Université]. ffdumas 04837428f
- 54) Quizlet. (n.d.). Worms of Cattle: *Ostertagia ostertagi* and *Dictyocaulus viviparus* [Flashcards]. Quizlet. <https://quizlet.com/gb/140730199/worms-of-cattle-ostertagia-ostertagi-and-dictyocaulus-viviparus-flash-cards/>
- 55) Ramírez Lozano, R. (2017). Principios de nutrición de rumiantes. Palibrio.
- 56) Ramírez, A., & Buntinx, S. (2010). Metabolismo de carbohidratos, lípidos y proteínas.
- 57) Royal Veterinary College. (n.d.). Ruminant eggs: *Paramphistomum*. RVC/FAO guide to veterinary parasitology.

Références bibliographiques

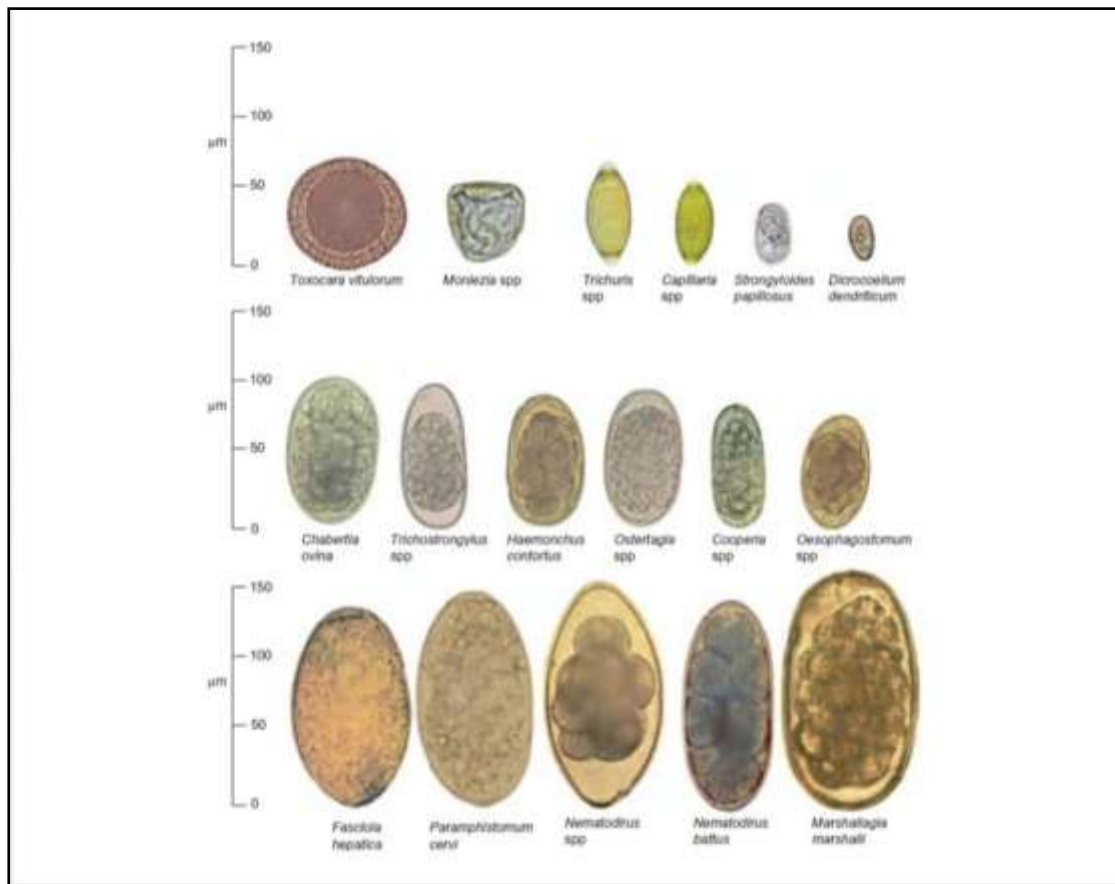
- <https://www.rvc.ac.uk/static/review/parasitology/RuminantEggs/Paramphistomum.htm>
- 58) Ryan, U., Fayer, R., & Xiao, L. (2016). *Cryptosporidium* species in humans and animals: Current understanding and research needs. *Parasitology*, 141(13), 1667-1685. <https://doi.org/10.1017/S0031182014001085>
- 59) SACI, G., & SID, N. (n.d.). Étude parasitologique chez les ovins [Mémoire de Master, Université Mohamed Khider Biskra]. https://archives.univ-biskra.dz/bitstream/123456789/19130/1/SACI_Ghalia_SID_Nourelhouda.pdf
- 60) Senanayake, N. S., Boyle, L., O'Driscoll, K., Menant, O., & Butler, F. (2025). Effects of season, age and parasite management practices on gastro-intestinal parasites in pigs kept outdoors in Ireland. *Irish Veterinary Journal*, 78(1), 12.
- 61) Sochat, F. (2022). Étude coproscopique des parasites gastro-intestinaux chez les ruminants – Partie 1 : Étude bibliographique [Mémoire de fin d'études, École Nationale Vétérinaire de Toulouse]. 123dok.net. <https://www.123dok.net>
- 62) Société Nationale des Groupements Techniques Vétérinaires (SNGTV). (2023, décembre 15). *Giardia duodenalis* chez les ruminants. Bulletin SNGTV. <https://www2.sngtv.org/article-bulletin/giardia-duodenalis-chez-les-ruminants/>
- 63) Soulsby, E. J. L. (1987). *Helminths, Arthropods and Protozoa of Domesticated Animals* (7th ed.). Baillière Tindall.
- 64) Soumaya, B., Djamel, B., Mohamed, C., & Ahcène, H. (n.d.). *Cryptosporidium* spp. in small ruminant at the central steppe in Algeria: Occurrence and sanitary effect. <https://doi.org/10.15835/agrisp.v107i3-4.13064>
- 65) Taylor, M. A., Coop, R. L., & Wall, R. (2015). *Veterinary parasitology*. John Wiley & Sons.
- 66) Taylor, M. A., Coop, R. L., & Wall, R. L. (2016). *Veterinary Parasitology* (4th ed.). Wiley-Blackwell.
- 67) Thompson, R. C. A., & Smith, A. (2011). Zoonotic enteric protozoa. *Veterinary Parasitology*, 182(1), 70-78. <https://doi.org/10.1016/j.vetpar.2011.07.015>
- 68) Université de Blida. (n.d.). Étude parasitaire chez les ovins en milieu rural. <https://di.univ-blida.dz/jspui/handle/123456789/11498>
- 69) Université de Djelfa. (n.d.). Contribution à l'étude des strongyloses gastro-intestinales chez les ovins dans la région de Djelfa. <https://dspace.univ-djelfa.dz:8080/xmlui/bitstream/handle/123456789/4462/Contribution%20%C3%A0%20l%27%C3%A9tude.pdf>
- 70) Université de Guelma. (n.d.-a). Analyse parasitologique sur les ruminants. <https://dspace.univ-guelma.dz/jspui/handle/123456789/1640>
- 71) Université de Guelma. (n.d.-b). Étude épidémiologique des parasites internes chez les ruminants. <https://dspace.univ-guelma.dz/xmlui/handle/123456789/13750>
- 72) Université Ibn Khaldoun – Tiaret. (n.d.). Étude des strongyloses digestives des ovins dans la région de Tiaret. <https://theses->

Références bibliographiques

- algerie.com/1404292999457351/autre/universite-ibn-khaldoun---tiaret/etude-des-strongyloses-digestives-des-ovins-dans-la-region-de-tiaret
- 73) Université Mouloud Mammeri de Tizi-Ouzou (UMMTO). (n.d.). Analyse des parasites gastro-intestinaux chez les ovins.
<https://dspace.ummtto.dz/items/c4d49eff-890e-4d70-b625-914302c87b76>
- 74) Urquhart, G. M., Armour, J., Duncan, J. L., Dunn, A. M., & Jennings, F. W. (1996). *Veterinary Parasitology* (2nd ed.). Blackwell Science.
- 75) Wikivoyage. (2024). Centre de l'Algérie.
https://fr.m.wikivoyage.org/wiki/Centre_de_l%27Alg%C3%A9rie
- 76) Xiao, L., Fayer, R., Ryan, U., & Cama, V. (2010). Multi-locus analysis of human infective *Cryptosporidium* species and subtypes using ten novel genetic loci. *BMC Microbiology*, 10(1), Article 213.
<https://doi.org/10.1186/1471-2180-10-213>
- 77) Yousfi, Y., Belbechatel, A., & Boulmouk, N. (2025). Étude bibliographique sur les parasites des bovins [Mémoire de Master, Université 8 Mai 1945 Guelma].
- 78) Zajac, A. M., & Conboy, G. A. (2012). *Veterinary Clinical Parasitology* (8th ed.). Wiley-Blackwell.
- 79) Équipe éditoriale. (2023, 4 janvier). Animaux ruminants : Définition et exemples. ProjetEcolo. <https://www.projetecolo.com/animaux-ruminants-definition-et-exemples-1004.html>

Annexes

Annexes



Plant Botany Organism Terrestrial plant tree