الجمهورية الجزائرية الديمقراطية الشعبية
République Algérienne Démocratique et Populaire
Ministère de l'Enseignement Supérieur et de la Recherche Scientifique
École Nationale Supérieure Vétérinaire

Domaine : Sciences de la nature et de la vie
Filière : Sciences vétérinaires

Mémoire de fin d'études

Pour l'obtention du diplôme de Docteur
en
Médecine vétérinaire
THÈME

PARASITES INTESTINAUX DES RUMINANTS SAUVAGES DU PARC ZOOLOGIQUE DE BEN AKNOUN -ALGER-

Présenté par :

Mr. DEGHDAGH Taqiyeddine
Mr. BRAHIMI Abderrahim

Soutenu publiquement, le 30 novembre 2020. Devant le jury :

Mme. AISSI M.	Pr (ENSV)	Présidente
Mme ZENIA S.	MAA (ENSV)	Examinatrice
Mme TAIBI M.	MCA (ENSV)	Promotrice

2019-2020

Remercîments

À madame AISSI Miriem

Directrice de l'école nationale supérieure vétérinaire d'Alger

Professeur en parasitologie à l'école nationale supérieure vétérinaire d'Alger

Qui nous a fait l'honneur de présider notre jury de mémoire.

Hommage respectueux.

À madame TAIBI Messaouda

Docteur en parasitologie à l'école nationale supérieure vétérinaire d'Alger.

Pour votre aide, vos conseils et votre disponibilité tout au long de ce travail,

Pour votre gentillesse et votre bonne humeur à chacun de nos rendez-vous,

Veuillez trouver ici l'expression de notre admiration et

de notre plus profond respect

À madame ZENIA Safia

Docteur en biostatistique à l'école nationale supérieure vétérinaire d'Alger

Pour sa participation à notre jury de mémoire.

Toute notre gratitude.

à Mr SAADI Ahmed « Ami Ahmed »

Nous tenons à présenter tous nos respects techniciens de laboratoire

de l'ENSV, pour son aide, disponibilité et surtout son bonne humeur

À madame SLAHDJI Sadjia

Directrice de la zoologie du parc zoologique de Ben-Aknoun.

D'avoir accepter la réalisation de ce travail au sein du zoo.

À monsieur LAZREG Rachid

Chef de service de zoologie du parc zoologique de Ben-Aknoun

Pour sa disponibilité et son aide, sincères remerciements.

Aux vétérinaires du parc zoologique

Pour toutes les informations fournies.

Dédicace

À ma mère (allah yarhamha),

Les larmes aux yeux, tu es parti si vite.

Et maintenant ton petit Minou est en train d'obtenir son diplôme, et fait de son mieux pour te rendre fier.

Merci pour tout, maman, tu seras toujours dans mon coeur et aucune joie ne sera complète sans toi.

À mon père,

Pour tous tes sacrifices, ton soutien, tes encouragements tout au long de mon parcours et pour tout ce que tu as fait pour moi et notre famille.

Je remercie Dieu que vous êtes mes parents, vous êtes les meilleurs.

Vous avez toute ma gratitude et mon amour inconditionnel.

Je ne serais jamais ici sans vous.

À mes frères Oussama et Mohammed Wassim,

Pour vos conseils et votre présence.

Pour vos encouragements sans limite.

Je vous aime tellement.

À toute ma famille,

Pour leur soutien tout au long de mon parcours universitaire.

À mon ami proche Assil (allah yarahmou),

Pour tous les bons moments.

T’était une source de motivation.

À mon binome Abderrahim et à mes amis Djihad, Said, Islam, Nour el Islam, Yacine, Abdelghafour, Yassamine, Rania, Isra, Asma, Abdelilah,

Pour tous ces bons moments, les sorties, les fous rires,.... J’espère qu'on ne se perdra pas de vue.

Taki

À mes chers parents,

Aucune dédicace ne saurait exprimer mon respect, mon amour éternel et ma considération pour les sacrifices que vous avez consenti pour mon instruction et mon bien être.

Je vous remercie pour tout le soutien et l'amour que vous me portez depuis mon enfance et j'espère que votre bénédiction m'accompagne toujours.

Puisse Dieu, le Très Haut, vous accorder santé, et longue vie et faire en sorte que jamais je ne vous déçoive.

À mes très chères grand-mères

Lhadja que dieu vous préserve santé et vous garde pour nous

Nana Louisa qui nous a quitté trop tôt, mais qui occupe une place toute particulière dans mon cœur

À la mémoire de mes grands-pères

J'aurais tant aimé que vous soyez présents. Que Dieu nous réunisse pour l'éternité dans son paradis.

À Ma sœurette Amira et mes deux frères Chakib et Younes

En témoignage de l'attachement, de l'amour et de l'affection que je vous portes

Je serai toujours là pour vous

À mes deux frères de sang Rabeh et chamssou ,

Je vous suis très reconnaissant, et je vous remercie pour votre amabilité, votre générosité, et présence surtout.

À mes oncles et tantes

pour l'amour que vous me portez,

Je vous dédie ce travail en témoignage de mon grand respect et mon estime envers vous.. J'implore dieu qu'il vous apporte bonheur et santé

À celle qui a été toujours présente pour moi .

À la mémoire de « assil »

tu restera à jamais dans nos pensées cher ami.

À Minou ,

qui est devenu un frère, pour tout se qu'on a traversé ensemble et tout ce qu'on partage.

À tous mes amis ,

himoun jr , houssem, aboud, taki, midou, abdou, aristo, yacin, djo, said, dachi, nouri , rahma, yassmine, asma, rania,…. Vous êtes nombreux lol. , merci de faire partie de ma vie.

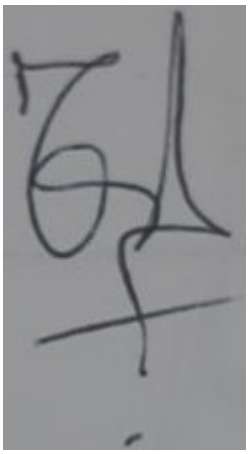
JE VOUS AIME .....

Himou

Déclaration sur l’honneur

Je soussigné **Mr. DEGHDAGH Taqiyeddine**, déclare être pleinement conscient que le plagiat de documents ou d’une partie d’un document publiés sous toute forme de support, y compris l’internet, constitue une violation des droits d’auteur ainsi qu’une fraude caractérisée. En conséquence, je m’engage à citer toutes les sources que j’ai utilisées pour écrire ce mémoire.

Signature



Déclaration sur l’honneur

Je soussigné **Mr. BRAHIMI Abderrahim**, déclare être pleinement conscient que le plagiat de documents ou d’une partie d’un document publiés sous toute forme de support, y compris l’internet, constitue une violation des droits d’auteur ainsi qu’une fraude caractérisée. En conséquence, je m’engage à citer toutes les sources que j’ai utilisées pour écrire ce mémoire.

Signature

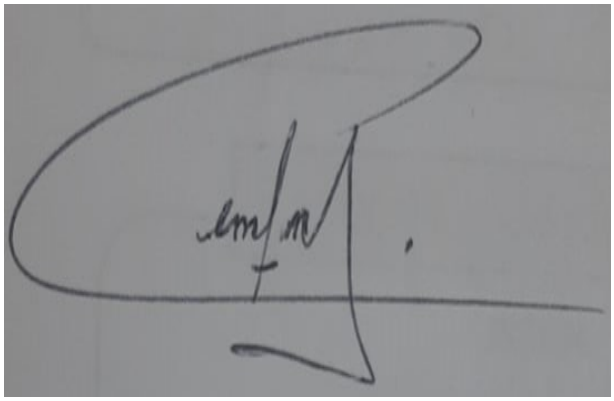


Table des matières

Page

Liste des Figures et des Tableaux I

Liste des Annexes..... III

Liste des Abréviations..... IV

Introduction……..... 1

Synthèse bibliographique

1. Généralités ……..... 2

1.1. Définitions……..... 2

1.1.1. Animal sauvage …… 2

1.1.2. Animaux sauvages captifs…….. 2

2. De l'état sauvage à la captivité……..... 3

2.1. La liste rouge IUCN…….. 3

2.2. La place des ruminants au sein de la liste rouge de l'IUCN …….. 3

3. Classification des ruminants……..... 4

3.1. La classification phylogénétique 4

3.2. Anatomie et physiologie du fonctionnement de l'appareil digestif des ruminants …… 5

4. Présentation de quelques espèces de ruminants sauvages ……..... 5

5. Le parasitisme chez les ruminants……..... 7

5.1. Principaux parasites internes des ruminants ……..... 7

5.1.1. Les Helminthes (vers) ……..... 7

5.1.1.a. Némathelminthes (vers ronds) …….. 7

- *Capillaria bovis* …… 8
- *Cooperia oncophora*…….. 9
- *Toxocara vitulorum (neoascaris vitulorum)*..... 10
- *Chabertia Ovina*…… 11
- *Dictyocaulus* spp…….... 12
- *Nématodirus* sp……. 13
- *Les Strongles*…….. 15
- *Trichuris* sp……... 16

5.1.1.b. Plathelminthes (vers plats) ……. 17

❖ **Trematode …….. 17**

➢ ***Fasciola* sp……. 17**

❖ **Cestodes ……..... 18**

➢ **Monezia sp…… 18**

5.1.2. Les protozoaires (parasites unicellulaires) 19

➢ ***Eimeria* sp……. 20**

➢ ***Giardia* sp……. 21**

➢ ***Cryptosporidium* sp……..... 22**

6- Diagnostic ……..... 23

- **Compte fécal…… 23**
- **Compte terrain…… 24**

Partie Expérimentale

7. Objectif de l'étude ……... 25

8. Matériel…… 25

8.1. Descriptif Parc zoologique et des loisirs d'Alger « Concorde Civile »…… ……..... 25

8.2. Population animale……..….. 26

8.3. Hygiène ……. 26

8.4. Alimentation……..... 26

8.5. Matériels utilisés……..... 27

9. Méthodes……..... 28

9.1. Récolte des matières fécales……..... 28

9.2. Techniques d'analyses ……..... 29

➢ **Observation macroscopique……..... 29**

➢ **Examen microscopique…….. 29**

- **Technique de flottaison……..... 29**
- **Technique de comptage de Mac master …… 30**

10. Résultats……..... **31**

3.1. Infestation de l'Oryx algazelle……..... **31**

3.2. Infestation des Lama (glama et guanaco)……..... **33**

3.3. Infestation de la chèvre……..... **33**

3.4. Infestation de la gazelle dorcas……..... **34**

3.5. Infestation du mouflon à manchette……..... **34**

3.6. Infestation du mouflon de corse……... **35**

3.7. Infestation du mouton de somalie……..... **36**

5. Discussion……..... **38**

- **Choix de la technique et de la solution de coproscopie**……..... **38**
- **Limites du protocole et difficultés rencontrées**…… **39**

a. Limites de la technique utilisée……..... **39**

b. Difficultés rencontrées lors des coproscopies……..... **40**

c. Répercussion de la captivité sur le parasitisme……..... **40**

6. Conclusion……..... **42**

7. Recommandations……..... **43**

REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUE……..... **44**

ANNEXES..... **48**

RESUMES.....

Liste des figures

		Page
Figure 1 :	présentation des catégories de l'UICN à une échelle régionale …….....	**3**
Figure 2 :	place des ruminants au sein des mammifères …….....	**4**
Figure 3 :	Lama Guanaco (park Torres del Paine, Chile) ……..….	**6**
Figure 4 :	Oryx Algazelle male (dans le Parc transfrontalier de Kgalagadi, Afrique du Sud.) …….....	**6**
Figure 5 :	Mouflons à Manchettes …….....	**6**
Figure 6 :	couple de Lama Glama …….....	**6**
Figure 7 :	couple de Gazelle Dorcas …….....	**6**
Figure 8 :	Cerf Daim …….....	**6**
Figure 9 :	Mouflon de Corse ……..	**6**
Figure 10 :	œuf de *Capillaria* sp. ……..	**8**
Figure 11 :	œuf de *Cooperia Oncophora* …….....	**9**
Figure 12 :	œuf de *Toxocara vitulorum* …….....	**10**
Figure 13 :	œuf de *Chabertia* sp. …….....	**12**
Figure 14 :	L1 de *D. viviparus* …….....	**13**
Figure 15 :	œuf de *Nematodirus* sp. …….....	**14**
Figure 16 :	œuf d'un *strongle* …….....	**15**
Figure 17 :	œuf de *Trichuris* sp. …….....	**16**
Figure 18 :	œuf de *fasciola* sp. ……..	**17**
Figure 19 :	œuf de *Moniezia* sp. …….....	**19**
Figure 20 :	œuf d'*Eimeria cameli* ……	**20**
Figure 21 :	*Giardia duodenalis* ……..	**21**
Figure 22 :	oocyste de *Cryptosporidium* sp. ……..	**22**
Figure 23 :	entrée principale du parc animalier …….....	**25**
Figure 24 :	localisation du parc animal …….....	**25**
Figure 25 :	matériels utilisés au laboratoire de parasitologie et mycologie ENSV	**27**
Figure 26 :	pots de prélèvements contenant les fèces …….....	**28**
Figure 27 :	identification des pots de prélèvements contenant les fèces par espèces de ruminants …….....	**28**
Figure 28 :	étapes de la technique de flottaison …….....	**30**
Figure 29 :	œuf d'un *Strongle* Gr×400 …….....	**32**

Figure 30 : œuf larvé d'un *Strongle* Gr×400 ……..... **32**
Figure 31 : œuf d'un *Strongle* larvé Gr×400 ……..... **32**
Figure 32 : œufs de *Trichostrongle* Gr×400 ……..... **32**
Figure 33 : œuf de *Marshallagia* sp. Gr×400 ..... **33**
Figure 34 : œuf larvé de *Nematodirus.* sp Gr×400 ..... **33**
Figure 35 : **(A)** œufs de *Nematodirus* sp. et **(B)** *Marshallagia* sp Gr×100 ..... **33**
Figure 36 : œuf de *Nematodirus* sp. Gr×100 ..... **34**
Figure 37 : œuf de *Nematodirus* sp. Gr×400 ..... **34**
Figure 38 : œuf d'un *Strongle* Gr×100 ..... **34**
Figure 39 : œuf d'un *Strongle* Gr×400 ..... **34**
Figure 40 : oocyste non sporulé d'*Eimeria* sp. Gr×400 ..... **35**
Figure 41 : œuf larvé d'un *Strongle* Gr×400 ..... **35**
Figure 42 : œufs de *Trichostrongle*. Gr×400 ..... **35**
Figure 43 : œufs de *Trichostrongle* avec paroi fissuré libérant sa morula Gr×400 ….. **35**
Figure 44 : oocyste sporulé d'*Eimeria* spp. Gr×400 …… **36**
Figure 45 : blastomères libres Gr×400 …….. **36**
Figure 46 : œuf d'un *nématode* Gr×400 ……..... **36**
Figure 47 : œuf embryonné d'un *nématode* Gr×400 ……..... **36**
Figure 48 : œuf d'un *Strongle* Gr×100 …….. **37**
Figure 49 : œuf d'un *Strongle* Gr×400 …….. **37**
Figure 50 : oocyste non sporulé d'*Eimeria* sp. Gr×400 ……..... **37**

Liste des tableaux

Page

Tableau 1 : statut de conservation de quelques ruminants ….....…….. **4**
Tableau 2 : espèces des ruminants sauvages étudiés ……..... **26**
Tableau 3 : ration alimentaire de quelques ruminants sauvages ….……..... **27**

Liste des annexes

Page

Annexe 1 : Présentation des ruminants sauvages **.....** **48**

IUCN : Union Internationale pour la Conservation de la Nature

Fig : Figure

kg : kilogramme

g : gramme

GMQ : Gain Moyen Quotidien

m : mètre

cm : centimètre

mm : millimètre

µm : micromètre

L1 : Larve en stade 1

L3 : Larve en stade 3

L4 : Larve en stade 4

h : heure

min : minute

ml : millilitre

opg : œuf par gramme

Gr : grossissement

NaCl : chlorure de sodium

Introduction

En raison de la crise de la biodiversité à l'échelle planétaire et particulièrement africaine , l'objectifs majeur des zoos aujourd'hui n'est plus de simplement présenter des animaux sauvages, comme cela pouvait l'être dans les années 60-70, mais d'éduquer le public sur la biologie des espèces présentées dans la collection, leur statut à l'état sauvage (vulnérable ? menacée ? très menacée ?), et les programmes de protection initiés et soutenus par les parcs dans le cas des espèces en danger, donc les zoo sont considérés comme des lieux indispensables à la conservation des espèces animales sauvages **(MOONEY H., 2010)**.

Cependant, la captivité peut soumettre les animaux à des stress variés et importants, selon **MORGAN** et **TROMBORG (2007)**, l'absence ou la présence insuffisante de stimuli sensoriels, le confinement, le contact fréquent avec les humains, la mauvaise organisation sociale en captivité constituent des facteurs qui génèrent du stress. Or, ce dernier peut induire une réduction de la fonction immunitaire avec comme conséquence l'apparition de maladies chez ces animaux **(ASRES H. et AMHA H., 2014)**.

Parmi ces maladies, celles dues à des parasites peuvent occuper une place primordiale surtout lorsqu'il n'y a pas de bon schéma prophylactique. Le parasitisme constitue un aspect essentiel de la médecine préventive exercée en parc animalier. En effet, on considère le parasitisme comme l'une des principales causes de morbidité et de mortalité dans les parcs zoologiques, notamment chez les herbivores **(ATANASKOVA M. et *al*., 2011).**

Ce parasitisme a également un impact sur l'état corporel et la reproduction, point clé dans la conservation des espèces**,** notamment le parasitisme interne dont ces manifestations cliniques n'est pas toujours observable ; pourtant, elles peuvent avoir des répercussions importantes sur les performances des animaux **(BAINES *et al*., 2015 ; HING S. *et al*., 2013 ; IRVINE, 2006).**

A l'heure actuelle, la principale méthode de diagnostique utilisée en parc animalier est la coproscopie **(ISAZA *et al*., 1990 ; PERRIN, 2017).**

C'est pourquoi, dans cette étude, nous avons eu pour principal objectif la réalisation d'une coproscopie sur les fèces des ruminants sauvages de parcs animaliers de Ben-Aknoun afin de révéler la présence de différentes espèces de parasites identifiables par flottation sur ces animaux.

Synthèse Bibliographique

1. Généralités

1.1. Définitions

1.1.1. Animal sauvage

L'animal sauvage se définit par opposition à l'animal domestique puisque la principale différence repose sur la vie sauvage comme état naturel, à l'écart des humains. Bien sûr, il se trouve encore plus éloigné des animaux de compagnie **(JONES K. et *al*., 2008).**

L'animal sauvage est libre et indépendant de la vie des hommes, il se débrouille pour se nourrir et se reproduit naturellement sans gestion extérieure des populations. Par conséquent, il se retrouve davantage confronté à toutes sortes de dangers qui peuvent mettre sa vie en péril, et limitent sa longévité.

Les animaux sauvages présentés ne sont pas uniquement ceux de la savane ou des régions arctiques, n'oublions pas ceux qui peuplent nos forêts et nos compagnes **(MENDOZA N., 2019).**

1.1.2. Animaux sauvages captifs

La faune sauvage captive est présente dans les zoos et les parcs animaliers, les laboratoires, les établissements d'élevage et chez les particuliers. Il s'agit généralement d'espèces communes, mais aussi d'espèces menacées. La gestion de ces dernières, dans les établissements zoologiques, et le maintien de leurs caractères propres sont suivis avec attention, car les risques de leur disparition s'accroissent et des probabilités d'extinctions massives ont été avancées. Il a notamment été souligné que si toutes les espèces de mammifères et d'oiseaux actuellement menacées disparaissaient dans le siècle en cours, et si le rythme d'extinction se maintenait, la moitié de la plupart des représentants des ordres de mammifères et d'oiseaux seraient éliminés dans les siècles suivants. Les mammifères seraient davantage touchés, car leurs ordres sont représentés par moins d'espèces et les rythmes d'extinction plus rapides que chez les oiseaux **(MCKINNEY M., 1998).**

Les établissements zoologiques, depuis longtemps, ont commencé ce travail de préservation. 25 espèces proches de l'extinction ont pu ainsi être sauvées. Parmi les mammifères, le cheval de Przewalski {***Equus przewalskii***), le cerf du Père David (***Elaphurus davidiensis***), le bison d'Europe {***Bison bonatus***), l'oryx d'Arabie (***Oryx leucoryx***). Et, actuellement, de nombreuses autres espèces de différentes classes, vulnérables ou en danger dans la nature, sont concernées aussi par des programmes de conservation en captivité. **(ZECCHINI A., 2002).**

2. De l'état sauvage à la captivité

2.1. La liste rouge IUCN

L'union internationale pour la conservation de la nature (IUCN) est l'une des principales organisations non gouvernementales mondiale consacrée à la conservation de la nature **(WIKIPEDIA, 2019).**

Elle recense les menaces auxquelles doivent faire face les espèces en danger, mais elle fournit également un ensemble d'informations sur la taxonomie, le statut de conservation, la distribution géographique, l'habitat des espèces menacées ou non.

Les espèces sont classées dans neuf catégories : éteint, éteint à l'état sauvage, en danger critique d'extinction, en danger, vulnérable, quasi menacés, préoccupation mineure, données insuffisantes, non évalué. Les espèces classées « en danger critique d'extinction », « en danger », et « vulnérable » sont considérées comme des espèces menacées d'extinction. En 10 ans, le nombre d'espèces classées a plus que doublé. En 2008 on atteignait 45000 espèces **(VIE et *al*., 2011).**

2.2. La place des ruminants au sein de la liste rouge de l'IUCN

Selon la méthodologie de l'UICN, chaque espèce ou sous-espèce peut être classée dans l'une des 11 catégories de la Liste rouge en fonction de son risque de disparition de la région considérée (**Fig. 1**).

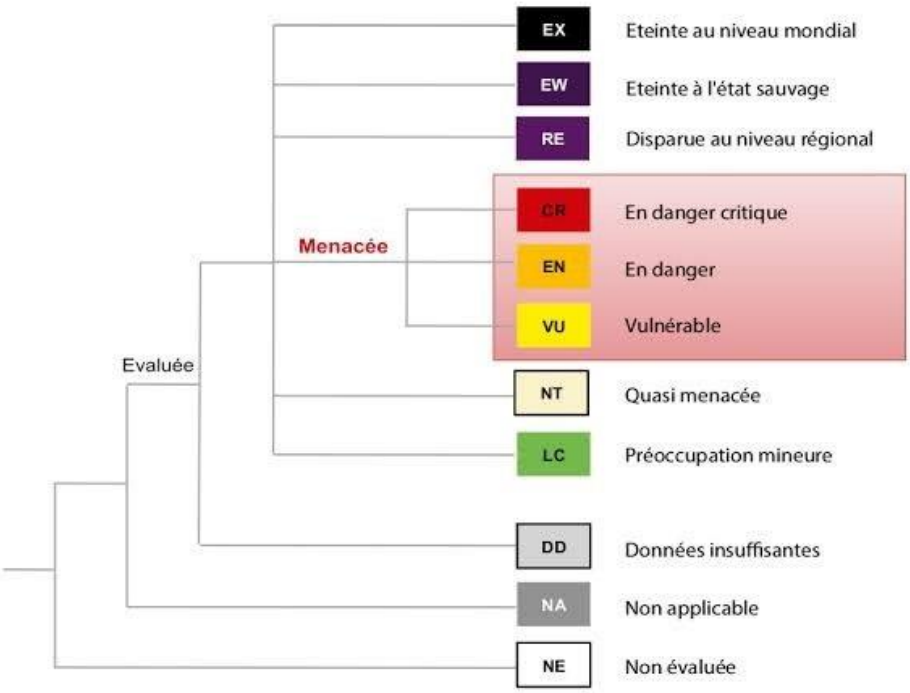


Figure 1 : présentation des catégories de l'UICN à une échelle régionale (**Guide d'UICN 2012**).

Tableau 1 : Statut de conservation de quelques ruminants

Espèces	Statut mondial	Statut régional
Cerf de Barbarie	Préoccupation mineure.	En danger.
Mouflon à manchettes	Vulnérable.	Vulnérable.
Gazelle des montagnes	En danger.	En danger.
Gazelle dama	En danger.	En danger.
Gazelle Dorcas	Vulnérable.	En danger.
Gazelle de sable, Rhym	En danger.	En danger.
Oryx algazelle	Eteint à l'état sauvage.	Eteint à l'état sauvage.
Addax	En danger critique.	Eteint à l'état sauvage.

3. Classification des ruminants

3.1. La classification phylogénétique

Le sous-groupe des ruminants sont définis comme étant des mammifères placentaires onguligrades, c'est-à-dire se déplaçant sur la pointe de leurs doigts présents en nombre pair **(LE GUYADER H. *et al.*, 2016).** Il s'agit d'un sous ordre regroupant environ 200 espèces **(HASSANIN A. *et al.*, 2003 ; LE GUYADER H. *et al.*, 2016)** réparties dans 6 familles présentées en figure 2 **(GROVES C. *et al.*, 2011).**

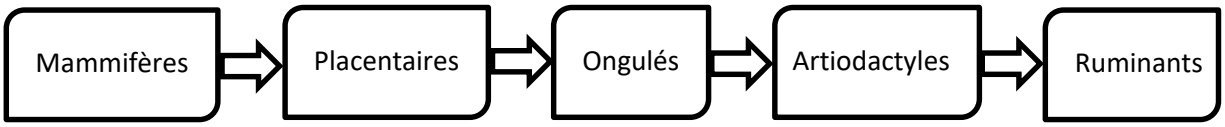


Figure 2 : Place des ruminants au sein des mammifères **(LE GUYADER H. *et al.*, 2016)**

Cette classification fait l'objet de nombreuses controverses et variantes se basant sur des approches morphologiques, paléontologiques, moléculaires et comportementales **(CAP H. *et al.*, 2002 ; HASSANIN A. *et al.*, 2003).** Nous avons choisi de nous référer principalement à celle de **GROVES C. (2011)**. L'orientation de ce travail nous amène ainsi à nous intéresser à l'ordre des artiodactyles, qui sont des ongulés terrestres munis d'un nombre pair de doigts, plutôt qu'à l'ordre des cétartiodactyles qui regroupe également les cétacés, dont les représentants sont essentiellement marins **(GROVES C. *et al.*, 2011 ; LE GUYADER H. *et al.*, 2016).**

Bien que les ruminants présentent une très grande diversité anatomique, morphologique et écologique, ils possèdent également de nombreuses caractéristiques en commun et des caractères dérivés qui leurs sont propres **(LE GUYADER H. *et al.*, 2016).**

3.2. Anatomie et physiologie du fonctionnement de l'appareil digestif des ruminants

Les ruminants possèdent un système digestif particulier avec quatre estomacs : la panse appelée aussi rumen **;** le réseau ou réticulum **;** le feuillet ou omasum ; la caillette ou abomasum. En tant que ruminants, ces animaux comptent sur la rumination pour digérer complètement leur nourriture. La rumination est le processus par lequel l'animal régurgite le digesta fibreux du rumen vers la bouche pour le mastiquer à nouveau (**WELCH A., 1982**).

Les aliments passent d'abord par la bouche et l'œsophage pour se rendre dans le premier estomac : le rumen. C'est le plus important, il a une contenance de 200 litres et agit comme une « cuve » où les aliments fermentent pendant 24 à 48 heures. Le rumen contient plusieurs milliers d'espèces bactériennes qui permettent une prédigestion des aliments. L'animal les régurgite et les mastique plusieurs fois pour en réduire la taille, c'est la rumination. Dès que les aliments sont réduits en bouillie ils passent dans l'estomac suivant : le réseau. C'est le plus petit des estomacs, il laisse passer les plus petites particules vers le feuillet et renvoie les plus grosses dans le rumen pour qu'elles soient à nouveau ruminées. Le feuillet exerce une fermentation supplémentaire mais surtout il retient l'eau contenue dans les aliments. La nourriture arrive ensuite dans la caillette qui correspond à l'estomac des non-ruminants, et où commence la « vraie » digestion qui sera complétée au niveau des intestins. Lors de la digestion, les éléments nutritifs (lipides, protéines, glucides, sels minéraux…) passent dans le sang **(KRIBECHE A., 2014).**

4. Présentation de quelques espèces de ruminants sauvages

Les fiches signalétiques des différentes espèces de ruminants sauvages élevés en captivités (*Lama guanaco, Oryx algazelle*, Mouflons à manchettes, *Lama glama*, gazelle Dorcas, cerf Daim et le Mouflon de Corse) sont présentées dans l'**annexe 1** et les photos de chacune de ces espèces sont présentées ci-dessus de la **figure 3 à 9.**

Figure 3 : Lama Guanaco (park Torres del Paine, Chile). **(PETRUS A, 2019)**

Figure 4 : Oryx Algazelle male (dans le Parc transfrontalier de Kgalagadi, Afrique du Sud.) **(CHARLES J., 2018)**

Figure 5 : Mouflons à Manchettes **(KURIBO, 2008)**

Figure 6 : couple de Lama Glama **(anaki- Wikipedia)**

Figure 7 : couple de Gazelle Dorcas **(OSADO, 2010)**

Figure 8 : Cerf Daim **(ANDREAE J., 2008)**

Figure 9 : Mouflon de Corse **(JESSICA D., 2006)**

5. Le parasitisme chez les ruminants

Que les ruminants vivent entourés de parasites est normal, puisque ces derniers font partie du milieu naturel. L'équilibre entre l'hôte et les parasites est le reflet de la confrontation entre un troupeau et son environnement parasitaire. Paradoxalement, cette cohabitation est indispensable à l'expression des performances zootechniques. La rupture de cet équilibre provoque au minimum une baisse de la valorisation de la ration et, au pire, des mortalités. Une approche raisonnée peut soutenir la mise en place d'une immunité efficace et rendre le milieu hostile au parasite. Simple oui, mais comment s'y prendre concrètement ?

Une infestation parasitaire chez les ruminants (grands ou petits) peut entraîner des conséquences dramatiques en cas de prolifération. La proportion que prendra cette invasion ira de la simple baisse de production à l'apparition de véritables signes pathologiques. Les pertes de croissances chez les ruminants peuvent aller de 80 à 150 g de gain moyen quotidien (GMQ) chez le jeune adulte, la production laitière journalière, chuter de 0,5 à 2 litres de lait.

Plusieurs facteurs influencent l'apparition de parasitoses au pâturage : les conditions météorologiques, la gestion de la pâture, la charge en bétail, le moment de la mise à la pâture et le retour à la crèche, l'âge des animaux lors de leur première sortie, etc. En gérant au mieux ces facteurs, il est possible de réduire la pression parasitaire sur les pâturages et de limiter les infestations des animaux.

La connaissance du cycle de vie et des caractéristiques des vers parasitaires est essentielle pour quiconque veut diminuer l'emploi de vermifuges. Le tableau 1 présente les grandes classes de parasites internes. Les parasites internes sont le plus souvent des vers (helminthes) mais peuvent également être des protozoaires. **(CHRISTIAN B. *et al.*, 2016*).***

5.1. Principaux parasites internes des ruminants

5.1.1. Les Helminthes (vers)

Les helminthes sont des métazoaires, êtres pluricellulaires très fréquents dans la nature comprenant des espèces parasites et non parasites (**KABORE A, 2006**). Parmi les helminthes on distingue deux groupes : les némathelminthes et les plathelminthes.

5.1.1.a. Némathelminthes (vers ronds)

Les némathelminthes ont souvent un cycle direct mais peuvent aussi utiliser au moins un hôte intermédiaire **(CHARTIER C, 2000).**

➢ ***Capillaria bovis***

- **Taxonomie**

Ce parasite appartient à l'embranchement des Némathelminthes, à la classe des Nématodes, à l'ordre des Trichinellida et à la famille des Capillariidés.

Capillaria bovis a été signalé chez plus de vingt espèces de ruminants (Mammifères Artiodactyles) appartenant aux familles des Antilocapridae, Bovidae, Cervidae, Camelidae et Giraffidae **(HONACKI J. *et al.*, 1982)**.

- **Epidémiologie**

La contamination se fait par ingestion de l'œuf contenant la forme infectieuse du parasite. Ces œufs contaminent la nourriture des animaux. Le cycle de développement serait direct mais on ne connaît que peu de choses sur le sujet **(VILLENEUVE A, 2013).**

- **Biologie**

Parasite de l'intestin grêle. Le mâle est de 14 à 16 mm de long, avec une extrémité postérieure effilée ; la femelle est de 24 à 28 mm **(SCHNYDER O, 1906)**.

L'œuf mesure moins de 60 x 30 µm (taille des œufs de *Trichuris discolor*). Il est en forme de citron et pourvu de deux bouchons polaires peu saillants. Les parois de l'œuf sont aplaties ce qui permet de distinguer ces œufs de ceux de *T. discolor* (parois convexes) (**ANONYME 1**).

- **Cycle évolutif**

Le cycle parasitaire est monoxène. Les œufs évoluent dans le milieu extérieur en 5 à 7 semaines en larve infestante. Le cycle serait comparable ensuite avec celui décrit pour *Trichuris suis*. Les adultes sont situés au niveau de l'intestin grêle **(ANONYME 1).**

Figure 10 : œuf de *Capillaria* sp. , Alpaga **(Service de Parasitologie de VetAgro Sup)**

➢ ***Cooperia oncophora***

- **Taxonomie**

Embranchement : Nématode ; Classe : Secernentae ; Ordre : Strongylida ; Famille : Trichostrongylidae **(BARRE N. *et al.*, 1982).**

- **Epidémiologie**

Cooperia oncophora est l'un des nématodes les plus courants chez les bovins des régions tempérées **(DORNY P. *et al.*, 1997).** Les infections par *C. oncophora* peuvent entraîner des symptômes cliniques bénins, mais peuvent conduire à une perte de poids et à des lésions de l'intestin grêle, notamment en cas de co-infections avec d'autres nématodes tels que *O.ostertagi* **(ROBERT W. *et al.*, 2011).**

L'épidémiologie de cette espèce peut varier en fonction de sa répartition géographique. Par exemple, dans l'hémisphère nord, le développement du stade L4 s'arrête plus souvent pendant l'hiver. Les zones subtropicales connaissent un arrêt de développement plus fréquent pendant les saisons sèches.

L'infection entraîne une réduction de l'appétit et une absorption inefficace des nutriments nécessaires, ce qui affecte le poids corporel, la reproduction et peut finalement entraîner la mort du veau **(GROSS S. *et al.*, 1999).** Bien que *C.oncophora* ne se nourrisse pas du sang de l'hôte, elle a la capacité de s'enfouir à travers la paroi intestinale, en particulier dans la partie proximale (duodénum), ce qui peut entraîner une anémie chez l'hôte.

- **Biologie**

Parasite de l'intestin grêle. Les femelles de *C.oncophora* mesurent environ 6 à 8 mm de long, les mâles 5,5 à 9 mm. Elles sont de couleur rouge clair et ont une forme enroulée. Les vers mâles ont une grande bourse. Les œufs de *C.oncophora* sont cependant facilement identifiables grâce à leurs parois parallèles **(ANZIANI O. *et al.*, 2004).**

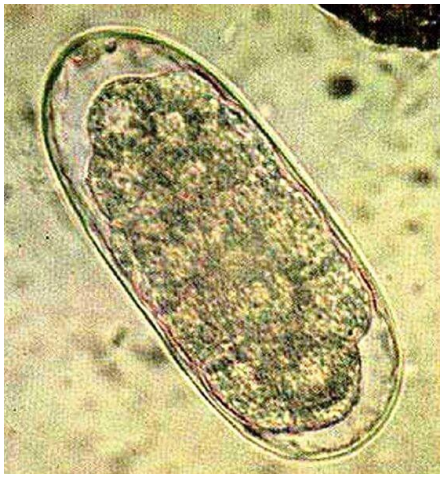


Figure 11 : œuf de *Cooperia Oncophora* (**VETSTREAM.COM consulté le 14-11-2020**)

- **Cycle évolutif**

Le cycle de vie de *C.oncophora* est direct. Les larves au stade L3 vivant librement et résidant dans les pâturages sont absorbées par le bétail au pâturage et passent dans l'intestin grêle. Là, elles muent en larves au stade L4 puis en adultes. Les œufs sont transmis dans les fèces au pâturage. Le temps entre l'infection et la ponte, dure entre deux et trois semaines. Comme les autres trichostrongylides, les larves précoces de *C.oncophora* L4 sont capables d'arrêter leur développement dans des conditions environnementales défavorables telles que des températures basses et une forte sécheresse, un processus appelé hypobiose. **(CHIEJINA S. *et al.*, 1988).**

➢ ***Toxocara vitulorum (neoascaris vitulorum)***

- **Taxonomie**

Ce genre de parasite appartient à l'embranchement des Némathelminthes, à la classe des Nématodes, à l'ordre des Ascaridida et à la famille des Toxocaridés.

Remarque : *Toxocara vitulorum* était autrefois appelé *Neoascaris vitulorum*.

- **Biologie**

Toxocara vitulorum est un gros ver robuste pouvant atteindre 30 cm de long, doté de trois grandes lèvres. Les œufs, de 75 à 95 × 60 à 75 µm, sont foncés, subglobulaires et unicellulaires, avec une coquille épaisse **(THOMAS M., 2009).**

Les veaux peuvent s'infester de deux manières, d'une part pendant la gestation les larves retrouvent leur activité pour infester le jeune in utéro, d'autre part, ces parasitent subissent une migration dans les glandes mammaires et les veaux peuvent s'infester également en ingérant le lait maternel issu d'une vache contaminée **(RAHARINIRAINY T., 2000).**

Figure 12 : œuf de *Toxocara vitulorum* **(VETAGRO SUP consulte le 18-11-2020)**

- **Epidémiologie**

Comme signes cliniques, la toxocarose se manifeste par une dépression, des coliques et de l'anorexie, une dégradation de l'état général ainsi qu'une diarrhée grave qui peut devenir mortelle. Les sujets moins de 6 mois présentent ces symptômes **(DORCHIES P *et al.*, 2012)** donc seuls les veaux sont atteints.

- **Cycle évolutif**

Le cycle peut être considéré comme dixène. Les vaches se contaminent en ingérant les œufs qui ont été émis par les veaux. Les larves qui en sont issues s'accumulent dans différents tissus de la vache, elles se transforment en larves L2 et gagnent la mamelle pour passer dans le lait pendant 8 à 10 jours **(RAHARINIRAINY T., 2000).**

Ces derniers sont ingérés par les veaux lors de la tétée qui vont alors héberger des ascarides adultes dans leur intestin grêle. L'élimination des œufs est abondante pendant deux mois au maximum **(DORCHIES P. *et al*., 2012).**

- ***Chabertia Ovina***

▪ **Taxonomie**

Embranchement des Némathelminthes, classe des Nématodes, ordre des Rhabditida et à la famille des Chabertiidae **(BARRE N. *et al.*, 1982).**

▪ **Mode de contamination**

Le bétail est infecté après avoir ingéré des larves infectieuses dans les pâturages, mais aussi à l'intérieur avec du foin contaminé. Les larves immatures se fixent à la paroi de l'intestin grêle et se nourrissent des tissus **(PARASITIPEDIA.NET).**

▪ **Epidémiologie**

Ce parasite se retrouve dans presque toutes les populations étudiées de mouflons de Dall **(NIELSEN C. *et al*., 2001)** Ils sont également identifiés chez le lama et le dromadaire. Des œufs ont été récupérés chez les gazelles.

Les individus sensibles sont les animaux jeunes ou insuffisamment immunisés. L'infestation survient 1 à 2 mois après la mise au pâturage ou dans des bâtiments mal entretenue pour les animaux domestiques.

▪ **Biologie**

Les œufs sont ovoïdes, d'environ 50x90 micromètres, ont une coquille fine et contiennent plus de 16 cellules (Blastomères). Les adultes de *Chabertia ovina* ont une longueur de 1 à 2 cm, les femelles étant plus grandes que les mâles. (**PARASITIPEDIA.NET)**

Figure 13 : œuf de *Chabertia* sp. **(ARMIA N., 2014)**

▪ **Cycle évolutif**

Chabertia ovina a un cycle de vie direct. Les femelles adultes pondent dans le gros intestin de l'hôte des œufs (jusqu'à 10'000 œufs par jour !) qui sont évacués avec les excréments. Une fois dans l'environnement, les œufs libèrent les larves L1 qui complètent leur développement en larves L3 infectieuses en 7 jours environ.

La période de prépatence (temps entre l'infection et la première ponte, sans dormance) est d'environ 7 semaines **(PARASITIPEDIA.NET).**

➢ ***Dictyocaulus* spp. (ANONYME 3)**

▪ **Taxonomie**

Embranchement des Némathelminthes, Classe des Nématodes, Ordre des Strongylida, Famille des Trichostrongylidés, Sous-famille des Dictyocaulinés.

▪ **Mode de contamination**

L'ingestion des L3 s'effectue au niveau du pâturage.

▪ **Epidémiologie**

Les individus sensibles : les jeunes bovins en première ou deuxième saison de pâture et les adultes mal immunisés. L'infestation se déroule au printemps (expression clinique plus ou moins précoce selon la douceur de l'hiver : "maladie du 14 juillet ") et à l'automne.

Le mode de contamination se fait par ingestion de larves au stade 3 (L3). Ces larves sont issues de larves de type 1 dégluties et émises dans les fèces ou expectorées directement dans le milieu extérieur par des animaux porteurs.

- **Biologie**

On rencontre principalement les larves de stade 1 (L1) dans les fèces, toutefois on peut également observer des œufs larvés rarement (ovoïde avec une paroi fine). Les larves (L1) sont caractérisées par la présence de nombreuses granulations intestinales de réserve (sombres). *Dictyocaulus filaria* : présence d'un bouton protoplasmique à l'extrémité antérieure.

Figure 14 : L1 de *D. viviparus* , Chevreuil **(Service de Parasitologie de VetAgro Sup)**

- **Cycle évolutif**

Une fois ingérées par les Bovins, les larves 3 gagnent les ganglions mésentériques pour donner les larves 4 qui migrent à leur tour dans les poumons (via le système lymphatique puis le cœur droit). Elles atteignent alors le stade 5 précédant le stade adulte proprement dit.

Les adultes, situés dans les bronches, pondent des œufs qui évoluent en larves 1. Ces dernières sont dégluties et éliminées avec les fèces.

Dans le milieu extérieur, en présence d'humidité, ces larves subissent deux mues pour aboutir à la larve 3, stade infestant. La dissémination de ces larves est possible grâce à Pilobolus kleinii ou à un hôte paraténique (Confer supra).

Remarque : le phénomène d'hypobiose est possible au stade larvaire 4. Le développement parasitaire est bloqué à ce stade durant l'hiver et reprend au printemps.

- ***Nématodirus* sp.**

- **Taxonomie**

Ce parasite appartient à la classe des Nématodes, à l'ordre des Strongylida, à la superfamille des Trichostrongyloidea et à la famille des Molinéidés.

- **Mode de contamination**

Les larves 3 sont ingérées et pénètrent la muqueuse de l'intestin grêle **(TAYLOR M. *et al.*, 2007).**

- **Epidémiologie**

La plupart des espèces de nématodirus sont cosmopolites. Les hôtes définitifs sont les bovins, ovins, caprins, et d'autres ruminants. Les adultes ont un faible rôle réservoir, se sont surtout les jeunes infestés qui sont responsables de la contamination de l'environnement.

- **Biologie**

Les adultes sont fins. Les mâles mesurent de 10 à 16 mm et les femelles de 15 à 25mm de long. Les œufs sont de grande taille 152-182µm x 67-77µm. Ils sont différentiables des œufs des autres strongles de par leur grande taille égale à deux fois celle d'un œuf de trichostrongle classique. Ils ont une forme d'ellipse régulière et contiennent 2 à 8 blastomères volumineux (**TAYLOR M. *et al*., 2007**)

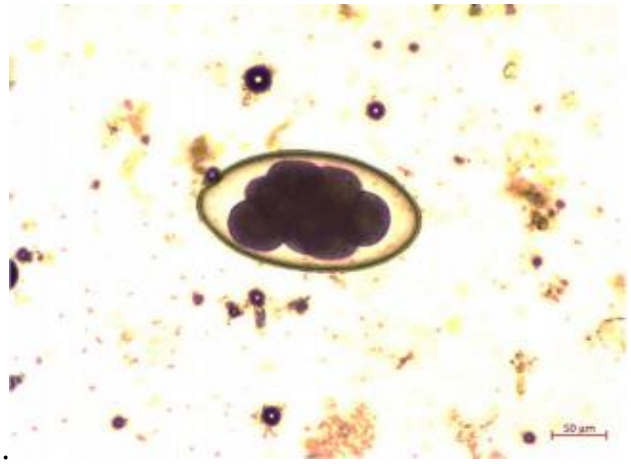


Figure 15 : œuf de *Nematodirus sp , Lama Guanaco*
(Service de Parasitologie de VetAgro Sup)

- **Cycle évolutif**

Les œufs sont émis dans les fèces et se développent en œuf larvé (larve de stade 3) dans l'environnement. Leur éclosion nécessite une période de froid puis de redoux avec des températures supérieures à 10°C, ce qui explique qu'on puisse avoir, soit un seul pic d'éclosion au printemps, soit un au printemps et un en automne. Les larves 3 sont ingérées et pénètrent la muqueuse de l'intestin grêle, où elle mue en larve de stade 4 en 4 jours puis en larve de stade 5, 8 à 10 jours plus tard. Le parasite retourne alors dans la lumière de l'intestin et évolue en adulte. La période prépatente est de 2 à 3 semaines selon l'espèce de nématodirus **(TAYLOR M. *et al*., 2007).**

➢ ***Les Strongles***

- **Taxonomie**

Ils appartiennent à la classe des Nématodes et à l'ordre des Strongylida. Ils se divisent en quatre super-familles : les Ankylostomatoidea (*Ankylostoma sp. Uncinaria sp*.), les Strongyloidea (*Strongylus sp., Cyathostomum sp., Syngamus sp.*), les Trichostrongyloidea (*Ostertagia sp., Haemonchus sp*.) et les Métastrongyloidea (*Aelurostrongylus sp., Angiostrongylus sp*.).

- **Epidémiologie**

Les animaux jeunes ou immunodéprimés sont les plus sensibles. Certains strongles sont soumis à une saisonnalité qui varie selon l'espèce parasite et les conditions climatiques. Les œufs et larves 3 résistent plusieurs semaines à plusieurs mois dans le milieu extérieur, leur développement et leur survie sont favorisés par des températures douces et par l'humidité.

- **Biologie**

Les adultes mesurent de 4 mm à 10 cm et leurs œufs sont ellipsoïdes à ovoïdes avec une coque mince et ils contiennent une morula. Leur taille varie de 40µm x 60µm (Ankylostoma sp.) à 110µm x 230µm (*Nématodirus* sp.) **(TAYLOR M. *et al*., 2007).**

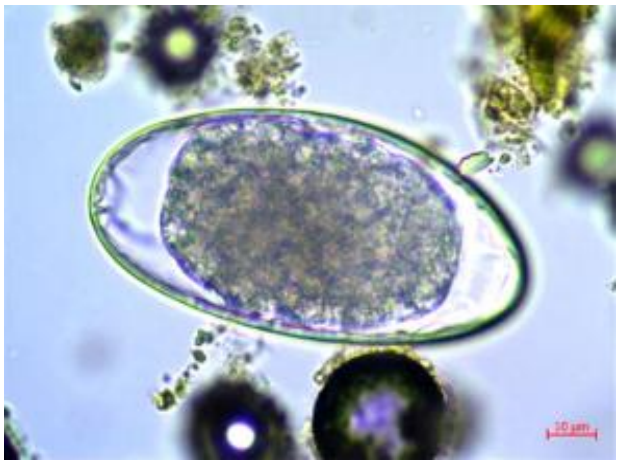


Figure 16 : œuf d'un *strongle*, Mouflon à manchettes-
(Service de Parasitologie de VetAgro Sup)

- **Cycle évolutif**

Ces parasites affectent le tractus digestif, vasculaire ou respiratoire de l'hôte. Leurs cycles sont monoxène ou dixène et peuvent faire intervenir un hôte paraténique. La contamination passe en général par l'ingestion de larves de stade 3 ou d'un hôte paraténique porteur. On peut citer l'exemple de *Bunostomum* sp. qui contamine les ruminants par voie transcutanée et non par voie orale. Les hôtes se contaminent par ingestion de larves au stade 3 ou de l'hôte paraténique porteur. Ces larves transitent par le tube digestif et se fixent selon les genres et les espèces dans différentes portions du tractus vasculaire ou respiratoire.

Les larves poursuivent leur développement jusqu'au stade 5 qui précède l'état adulte qui, par reproduction sexuée, donne des œufs émis dans le milieu via les fèces. Pour certaines espèces comme Ostertagia sp., l'hypobiose de certains stades larvaires est possible. La période prépatente varie de 3 à 8 semaines. Les œufs se développent en trois semaines à deux mois dans le milieu extérieur pour devenir infestants **(BOURGOIN G., 2011).**

- ***Trichuris* sp.**

▪ **Taxonomie**

Ce parasite appartient à l'embranchement des Némathelminthes, à la classe des Nématodes, à l'ordre des Trichinellida, à la famille des Trichuridés et à la sous-famille des Trichurinae. Il en existe entre 60 et 70 espèces **(ANDERSON R. *et al*., 2000).**

▪ **Epidémiologie**

On compte des hôtes très variés parmi les mammifères : primates, porcs, moutons, chèvres, rongeurs, lagomorphes, antilopes africaines, opossums, félins, renards, cervidés,…. Ce parasite est cosmopolite mais on le trouve surtout en région tropicale. Il est plus rare dans les régions nordiques ou froides. Les œufs peuvent survivre 3 à 4 ans dans le milieu extérieur, les trichuroses peuvent donc revêtir un aspect endémique **(TAYLOR M. *et al*., 2007).**

▪ **Biologie**

La partie antérieure (schistosome) de l'adulte est longue, étroite, effilée et en forme de fouet. La partie postérieure est plus large. La « tête » se fixe à la muqueuse du cæcum ou du colon, la « queue » est libre dans la lumière du tube digestif. Les œufs sont en forme de citron avec une paroi fine et lisse et deux opercules bombés, un à chaque pôle. Leur dimension peut parfois permettre de différencier certaines espèces de trichures **(TAYLOR M. *et al,* 2007)** : *T.vulpis* : 66-83 µm x 24-38µm. *T.trichuria* : 50-54µm x 22-24µm.

Figure 17 : œuf de *Trichuris* sp. , Grand Koudou
(**Service de Parasitologie de VetAgro Sup**)

▪ **Cycle évolutif**

Le cycle de ce parasite est monoxène. Les œufs émis dans les selles d'un hôte contaminé deviennent larvés et infestants 2 à 3 semaines en moyenne après leur émission dans l'environnement dans des conditions optimales de température et d'humidité (25 jours à 19-25°C contre 10 jours entre 33 et 38°C). L'hôte se contamine en ingérant des œufs larvés contenant une larve de stade 3. Après ingestion la larve 3 est libérée dans le tube digestif (intestin grêle) et migre jusqu'au côlon. Elle se loge dans la muqueuse et mute en larve de stades 4 puis 5 et enfin en adulte. Ces derniers sont hématophages. La période prépatente est d'environ 3 mois (70-107 jours). **(ANDERSON R., 2000**). Il n'y a pas de migration extraintestinale, sauf accident. Il n'existe pas de donnée précise fiable sur la longévité du parasite adulte dans son hôte.

5.1.1.b. Plathelminthes (vers plats)

Qui sont soit segmentés : les Cestodes (type Tænia), soit non segmentés : Les Trématodes (type Douve) **(CHARTIER C, 2000**), et qui utilisent au moins un hôte intermédiaire.

❖ **Trematode**

➢ ***Fasciola* sp.**

▪ **Taxonomie**

Ce parasite appartient à l'embranchement des Plathelminthes, à la classe des Trématodes, à l'ordre des Plagiorchiida, à la famille des Fasciolidae.

▪ **Morphologie**

Les trématodes Fasciola hepatica et Fasciola gigantica sont des grandes douves du foie (*F.hepatica* : jusqu'à 30 mm par 15 mm ; *F.gigantica* : jusqu'à 75 mm par 15 mm), qui se Les œufs de Fasciola spp. sont largement ellipsoïdaux, operculés, mesurent 130-150 µm de long par 60-90 µm de large, et sont passés non embryonnés dans les fèces. **(CDC.GOV).**

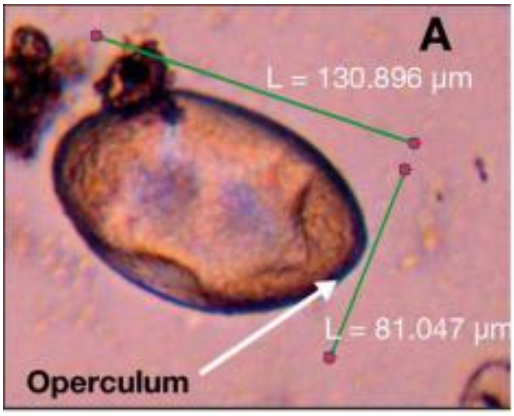


Figure 18 : œuf de *fasciola sp.* **(HING et al., 2013)**

▪ **Epidémiologie**

Les sources indirectes de parasites sont constituées par les animaux parasités, et plus particulièrement par les bovins et les ovins, ainsi que par l'existence de conditions climatiques et géomorphologiques favorables au développement des limnées. Les chevaux élevés dans des pâturages où des cas de fasciolose bovine ou ovine ont été observés ont beaucoup plus de chances de contracter cette parasitose. De même l'existence de zones humides, ou la présence d'un sol calcaire, sont des facteurs favorables au développement des limnées **(CDC.GOV) .**

▪ **Cycle évolutif**

Les fascioles passent par cinq phases de leur cycle de vie : l'œuf, le miracidium, la cercaire, la métacercaire et la douve adulte. Les œufs passent dans les excréments des mammifères hôtes et entrent en eau douce, les œufs éclosent dans les miracidiums. Les miracidiums nagent librement. Les miracidiums infectent ensuite les hôtes intermédiaires et se développent en cercaires, qui sortent du corps de l'escargot hôte et se fixent aux plantes aquatiques Les cercaires se développent ensuite en kystes métacercaires. Lorsque ces kystes sont ingérés avec les plantes aquatiques par un mammifère hôte, ils se transforment en douve adulte et migrent vers les voies biliaires. Les adultes peuvent vivre 5 à 10 ans chez un mammifère hôte **(CDC.GOV).**

❖ **Cestodes**

➢ **Monezia sp.**

▪ **Taxonomie**

Le genre *Moniezia* appartient à la classe des Cestodes, ordre des Cyclophyllidea, famille des Anoplocéphalidés, sous-famille des Anoplocéphalinés.

▪ **Morphologie**

Les œufs sont de taille moyenne (70 x 55 µm), de forme triangulaire (*M.expansa*) ou quadrangulaire (*M.benedeni*), à paroi épaisse et lisse, contenant un embryon hexacanthe.

Les adultes sont de grands vers plats blancs qui, au stade adulte dans l'intestin de l'animal, mesurent de 1 à 5 mètres pour 2 cm de large. Ils sont dépourvus de crochets. En 3 semaines, le ver adulte passe de 2 cm à 2 mètres **(BEUGNET, F. *et al*., 2004).**

Localisation des adultes : Intestin grêle.

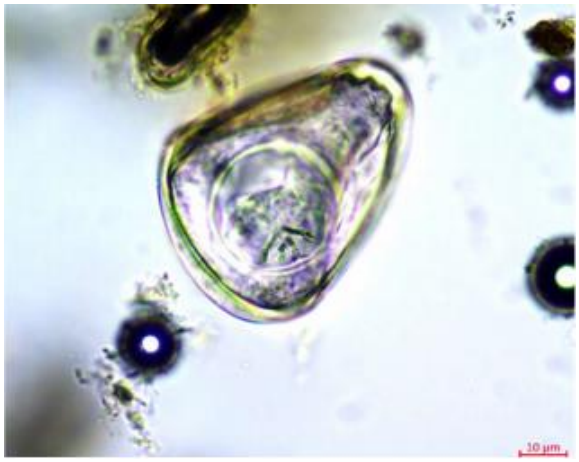


Figure 19 : œuf de *Moniezia* sp. , Mouton du Cameroun
(**Service de Parasitologie de VetAgro Sup**)

▪ **Epidémiologie**

Les individus sensibles sont les jeunes animaux (et dans une moindre mesure les adultes) à l'herbe mais pas les animaux en stabulation. La contamination se déroule 6 à 9 semaines après la mise à l'herbe, soit de mai à juillet. Pour la prévalence, aucune donnée n'est retrouvée dans la littérature concernant les Bovins et la mortalité faible. **(ANONYME2).**

Le mode de contamination se déroule par l'ingestion d'oribates (hôtes intermédiaires).

▪ **Cycle évolutif**

Des segments se détachent de l'extrémité caudale des vers adultes. Ces segments renferment des œufs en quantité très importante (jusqu'à 10 000 œufs) qui vont être excrétés dans l'environnement. Le cycle de développement fait intervenir les oribates. Ce sont de petits acariens des prairies dans lesquels se développent les larves cysticercoïdes. La survie des larves dans les oribates peut atteindre 2 ans. Les prairies humides (mousses) sont particulièrement favorables aux acariens. A l'inverse, ces acariens sont détruits en quelques semaines par la dessiccation.

Une fois l'acarien ingéré, la larve se développe et l'adulte se fixe à l'aide de ventouse au niveau de l'intestin grêle. Période pré-patente : 6 semaines. Prolificité des adultes : très importante **(BEUGNET, F. *et al.*, 2004).**

5.1.2. Les protozoaires (parasites unicellulaires)

Les Protozoaires sont des organismes eucaryotes et unicellulaires appartenant au règne des Protistes. On retrouve des Protozoaires digestifs dans trois phylums : Sarcomastigophora, Apicomplexa et Ciliophora.

➢ ***Eimeria* sp.**

▪ **Taxonomie**

Ce protozoaire du phylum Apicomplexa et de la sous-classe des Coccidia appartient à l'ordre des Eucoccidia, au sous-ordre des Eimeriorina, à la famille des Eimeriidae et au genre *Eimeria*.

▪ **Morphologie**

Les oocystes sont sporulés avec 4 sporocystes renfermant chacun 2 sporozoïtes. Ils mesurent entre 10µm x14µm et 35µm x 50µm selon l'espèce. Les schizozoïtes ne présentent ni cil ni flagelle mais ont un complexe apical qui permet la pénétration dans la cellule hôte **(TAYLOR M. *et al*., 2007).**

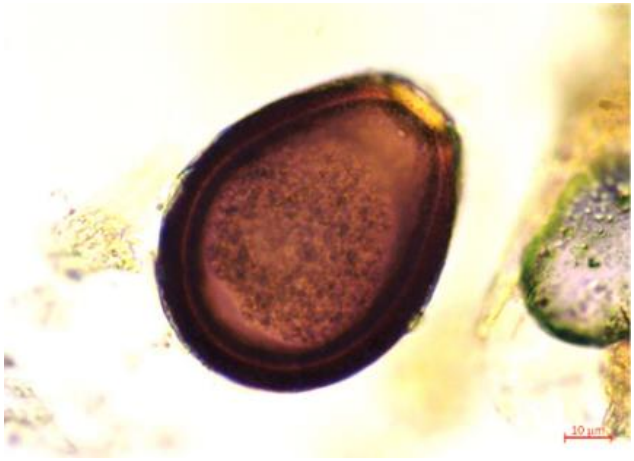


Figure 20 : œuf d'*Eimeria cameli*, Dromadaire
(Service de Parasitologie de VetAgro Sup)

▪ **Epidémiologie**

C'est un parasite cosmopolite d'importance médicale et économique chez les oiseaux, les ruminants et les lapins d'élevage. Les jeunes ou les individus immunodéprimés sont les plus touchés.

Les oocystes sont très résistants et peuvent persister longtemps dans le milieu extérieur (1 an à 4°C) ce qui est à relier avec l'aspect endémique de l'infestation. Ils sont peu sensibles aux agents chimiques mais peuvent être détruits par un traitement thermique (30 minutes à 60°C).

▪ **Cycle évolutif**

Le cycle est monoxène. L'animal s'infeste par ingestion d'ookystes sporulés. Ces ookystes libèrent des sporozoïtes au niveau de l'intestin grêle (dans la portion jéjuno-iléale) ou au niveau du cæcum ou du côlon. Ils donnent naissance à des schizozoïtes, formes de la multiplication asexuée ou schizogonie.

La reproduction sexuée est également possible. Par gamétogonie, les schizozoïtes évoluent en microgamètes et macrogamètes. L'union de deux gamètes aboutit à la formation d'un ookyste émis non sporulé avec les fèces.

La sporogonie a lieu dans le milieu extérieur. Les ookystes sporulent en 48 heures. Ils deviennent alors infestants.

- ***Giardia* sp.**

- **Taxonomie**

Les parasites du genre Giardia appartiennent à l'embranchement des Protozoaires, au sous-embranchement des Sarcomastigophora, au phylum des Mastigophora, à l'ordre des Diplomonadida, à la famille des Hexamitidés.

- **Morphologie**

Le trophozoïte mesure 9-21 µm x 5-15 µm. Il a la forme d'une demie poire et présente un disque adhésif ventral appelé cuillère qui lui permet de se fixer à la muqueuse du duodénum. Le kyste est ovalaire et entouré d'une paroi chitineuse **(EUZEBY J., 1986).**

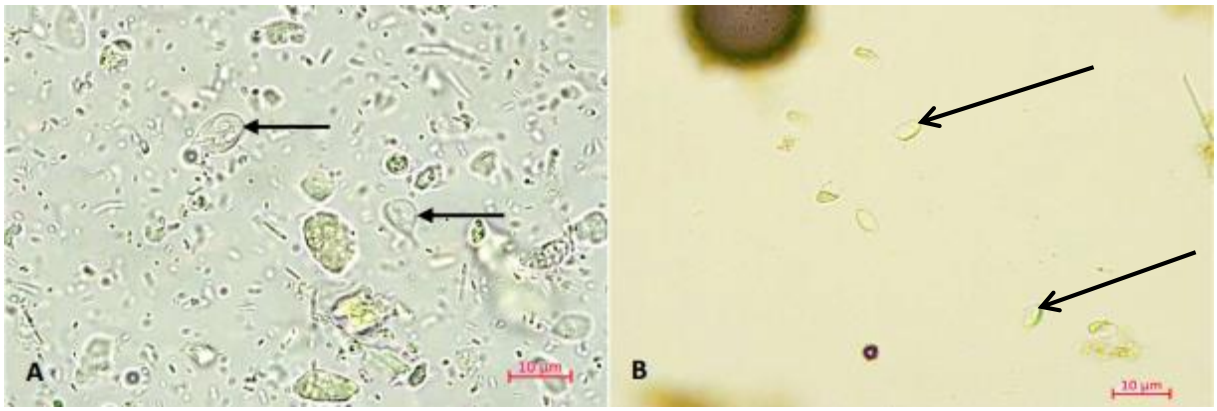


Figure 21 : *Giardia duodenalis* ; **A** : Trophozoïte ; **B** : Oocyste
(Service de Parasitologie de VetAgro Sup)

- **Epidémiologie**

Ce parasite peut affecter une grande variété d'hôtes.

L'incidence serait plus élevée en automne et en hiver par rapport au printemps et à l'été (**VILLENEUVE A., 2003**). La coprophagie, la consommation d'eau contaminée et la prédation peuvent faciliter l'infection, ainsi que la vie en collectivité (**TAHAS S. et *et al.*, 2013**) ou une forte densité de population. L'excrétion de kystes est majorée chez les femelles en péri-partum.

▪ **Cycle évolutif**

Le cycle est monoxène. L'hôte se contamine en ingérant des kystes présents dans l'environnement, puis ces kystes libèrent chacun deux trophozoïtes qui se multiplient dans l'intestin grêle (duodénum et jéjunum) (**EUZEBY J., 1986**). La reproduction est asexuée par fission binaire. Les trophozoïtes donnent des kystes qui sont émis dans l'environnement. Ils se forment environ 7 jours après la contamination. La période prépatente varie selon les espèces. On compte entre 6 et 8 jours chez le chien **(TAYLOR M. *et al.*, 2007).**

➢ ***Cryptosporidium sp***

▪ **Taxonomie**

Cryptosporidium est un protozoaire parasite appartenant au phylum des Apicomplexa et à la sous-classe des Coccidia. La famille des Cryptosporidüdae renferme un seul genre Cryptosporidium et 4 espèces sont actuellement reconnues **(CURRENT *et al.*, 1986)** :

- *C.paruum* et *C.muris* chez les mammifères - *C.baileyi* et *C.meleagridis* chez les oiseaux.

▪ **Morphologie**

Oocystes circulaires à ellipsoïdes (si sporulés). Apparaissent roses à la coloration au saccharose (Solution de Sheather) ou ZiehlNielsen. La paroi apparait noire et nette, on distingue deux points noirs au centre.

-*C.muris* : 6,0-8,1x5,0-6,5µm -*C.parvum* : 4,6-5,4x3,8-4,7µm **(LATHUILLIERE A., 2018).**

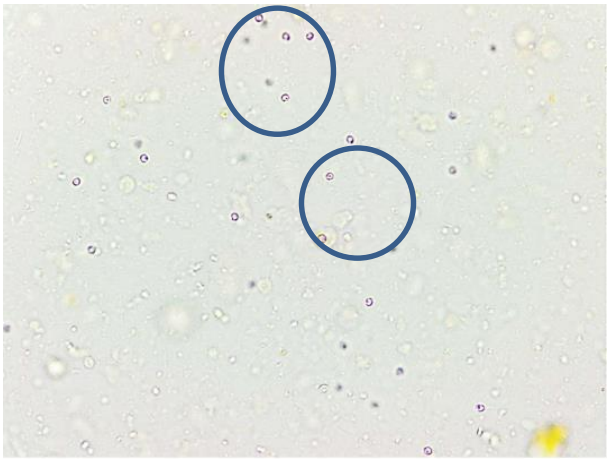


Figure 22 : oocyste de *Cryptosporidium* , Bovin
(Service de Parasitologie de VetAgro Sup)

▪ **Epidémiologie**

Les sources d'ookystes sont les animaux excréteurs, qu'ils aient présentés ou non des symptômes. La contamination des jeunes animaux est due au léchage des mamelles, flancs ou périnée de la mère excrétrice, mais aussi par l'environnement, eau et alimentation **(DEROUIN *et al.* 2002).**

Les ookystes de cryptosporidies sont extrêmement résistants dans l'environnement, jusqu'à plusieurs mois dans l'eau, les matières fécales et l'eau de mer **(DEROUIN *et al.* 2002)** pour une température comprise entre 0°C et 30°C.

- **Cycle évolutif**

Le cycle évolutif de *Cryptosporidium* est monoxène. La forme de résistance dans l'environnement est l'oocyste. Une fois ingéré via l'alimentation ou l'eau souillée par les matières fécales, l'oocyste libère les sporozoïtes. Ils pénètrent dans les cellules épithéliales de l'intestin et donnent des trophozoïtes. Les trophozoïtes se multiplient de façon asexuée (schizogonie) et forment des mérozoïtes. Les mérozoïtes se propagent de cellules en cellules afin de se multiplier, détruisant la cellule hôte à chaque nouvelle génération. Après quelques générations, des mérozoïtes évoluent en gamontes sexés. La gamétogonie constitue la phase de reproduction sexuée durant laquelle deux gamontes (microgamonte et macrogamonte) fusionnent et forment un zygote. Contenu dans un oocyste, le zygote est ensuite libéré dans le milieu extérieur via les matières fécales. Chez *Cryptospridium*, il existe une voie auto-infestante. En effet, la sporulation a lieu au niveau des intestins et certains oocystes à paroi fine sont directement infestants **(SCHELCHER *et al.*, 2008).**

6- Diagnostic

La première étape d'un programme de lutte antiparasitaire est de connaître l'état de la situation. On dispose de deux outils à cet effet, soit les comptes fécaux et les comptes « terrain ».

- **Compte fécal**

Les bureaux vétérinaires font des analyses dites coprologiques. Cela consiste à identifier le ou les parasites présents dans les animaux et de faire le décompte des œufs de ces parasites par gramme de déjections. Les résultats de ces analyses sont souvent exprimés de façon qualitative : absence de parasites, niveau faible, moyen ou élevé. Dans tous les cas, il est important d'obtenir l'identification du parasite. Deux approches sont possibles :

- Analyse troupeau : on prend des déjections au hasard pour obtenir l'état général du troupeau. Un minimum de trois à cinq bouses est nécessaire dans le cas des bovins.

- Analyse individuelle : on prend les déjections d'un seul animal en l'isolant et en collectant ses déjections avant son lever ou « sur le fait ». Le but d'une analyse individuelle est de confirmer que les symptômes observés chez l'animal sont bien causés par une infection parasitaire.

Les analyses coprologiques ont des limites comme outils d'évaluation de la situation. Ainsi, certaines espèces de parasites pondent peu d'œufs, d'autres beaucoup. D'autres pondent seulement à certains moments de l'année ou à une période particulière du cycle naturel du ruminant. La meilleure façon de profiter des analyses coprologiques est de toujours les faire au même moment de l'année et préférablement aux périodes critiques telles que la mise au pâturage ou l'hivernement. Si le niveau de parasites est élevé, deux à quatre analyses vont pouvoir donner un meilleur portrait de la situation. La comparaison, d'une année à l'autre, d'analyses faites au même moment de l'année va indiquer s'il y a amélioration ou non.

D'autres situations où il est bon d'effectuer des analyses coprologiques sont, par exemple, un changement de « terre », l'arrivée de nouveaux animaux, la présence d'animaux d'apparence piteuse ou de jeunes qui tardent à prendre du poids.

- **Compte terrain**

Le compte terrain est plus difficile à réaliser. Il est surtout fait dans un cadre de recherche dans nos régions. On doit ramasser un échantillon représentatif de l'herbe pâturée en considérant la hauteur de « coupe ». En Nouvelle-Zélande, où l'analyse est plus courante, on considère que s'il y a moins de 100 larves par 100 kg d'herbage, il n'y a pas de pertes économiques et pas de baisse de productivité chez les agneaux **(STIEFEL et *al*., 1992).**

La présence du parasite ne signifie pas toujours présence de la maladie. Pour établir un diagnostic, les analyses doivent venir en complément d'autres informations, comme l'état des animaux, I ‘historique de leurs traitements antiparasitaires, l'historique des parcelles pâturées, la météorologie (**CHRISTIAN B. *et al.*, 2016*)*.**

Partie expérimentale

7. Objectif de l'étude

- Suivi coprologique des quelques ruminants sauvages élevés en captivité au niveau du parc zoologique de Ben Aknoun.
- Identification des espèces parasites retrouvées dans les fèces de ces animaux.

8. Matériel

8.1. Descriptif Parc zoologique et des loisirs d'Alger « Concorde Civile »

Le Parc Zoologique et des Loisirs d'Alger est situé au sud-ouest du centre-ville d'Alger et est limité au nord par Ben-Aknoun, au sud par Tixeraine, au nord-ouest par la cité Oued-Roumane et à l'est par Hydra. Sa superficie couvre environ 304 hectares et son périmètre atteint 16 kilomètres, doté d'une couverture végétale riche et variée et de sites pittoresques, il constitue une île de verdure au sein de laquelle le public pourra trouver un peu de paix et de détente. Il est composé de deux parties bien distinctes : le parc zoologique d'une part, aussi appelé unité zoologie et botanique, et le parc des loisirs d'autre part, ou unité attraction. De nombreux espaces verts complètent harmonieusement l'ensemble. Il est mené par des programmes de recherche appliquée en matière de zoologie, en liaison avec les organismes spécialisés.

Enfin, le Parc Zoologique et des Loisirs d'Alger présente une collection animale variée sur une superficie très importante. Ses succès dans l'élevage d'éléphants africains et asiatiques sont notables ainsi que d'autres animaux grâce aux enceintes vétérinaires et le personnel animalier **(Wikipedia, 2020).**

Figure 23 : entrée principale du parc animalier **(Photo personnelle, 2020)**

Figure 24 : Localisation du parc animal **(Maps.Google.com, 2020)**

8.2. Population animale

Le parc zoologique de Ben-Aknoun abrite 11 espèces de ruminants (sauvages et domestiques) qui vivent en couples ou en groupes. La reproduction et la mise-bas se font de manière naturelle. En cas de complications, les interventions telles que les césariennes sont préconisées. Dans le cas de dominance, les mâles sont séparés du reste du troupeau.

Dans notre étude, 09 espèces de ruminants sauvages on fait l'objet de suivi parasitologie (**Tab.2**).

Tableau 2 : espèces des ruminants sauvages étudiés

Espèces	Nombre d'individus		
	Mâles	**Femelles**	**Total**
Cerf de barbarie	4	8	12
Cerf daim	36	44	80
Mouflon à manchettes	12	16	28
Mouflon de corse	7	4	11
Gazelle dorcas	1	1	2
Oryx algazelle	10	5	15
Lama glama	2	4	6
Lama guanaco	2	4	6
Mouton de somalie	16	17	33

8.3. Hygiène

L'accès à l'enclos est réservé aux vétérinaires et animaliers. Chaque enclos doit subir les procédures de nettoyage et désinfection. Pour un bon entretien, les animaliers doivent revêtir un équipement propre et adapté (blouse, gants). Le nettoyage se fait de bon matin avant l'entrée des visiteurs.

8.4. Alimentation

La ration quotidienne des espèces étudiées est constituée essentiellement d'aliment bétail (concentré), foin et carottes (**Tab. 3**).

La ration hivernale est plus importante en fréquence et en quantité que celle distribuée en été. L'alimentation est donnée une fois par jour et l'eau est à volonté.

Tableau 3 : ration alimentaire de quelques ruminants sauvages.

Espèce	Aliment		
	Aliment bétail	**Fourrage**	**Carottes**
Cerf de barbarie	1.5 kg	2 kg	1.5 kg
Cerf daim	1.5 kg	2 kg	1.5 kg
Mouflon à manchettes	1 kg	1.5 kg	1 kg
Mouflon de corse	0.5 kg	1.5 kg	1 kg
Gazelle dorcas	0.3 kg	1 kg	0.5 kg
Oryx algazelle	1.5 kg	2 kg	/
Lama glama	1.5 kg	2 kg	1 kg
Lama guanaco	1.5 kg	2 kg	1 kg
Mouton de somalie	0.5 kg	1.5 kg	1kg

8.5. Matériels utilisés

- Gants
- Pot a coprologie et abaisses langue
- Spatule
- Mortier et pilon
- Tube à essai 5cc et bécher
- Solution dense (sulfate de zinc =1.20)
- Lames et lamelle
- Passoire à thé
- Microscope photonique

Figure 25 : matériels utilisés au laboratoire de parasitologie et mycologie ENSV **(Laboratoire de parasitologie et mycologie ENSV ; Photo personnelle, 2020).**

9. Méthodes

9.1. Récolte des matières fécales

L'échantillonnage a eu lieu le 9 mars 2020 et le 27 août 2020 sur des espèces des ruminants sauvages au niveau du parc zoologique de Ben Aknoun. Les fèces étaient ramassées avec des abaisses langues directement du sol avant le nettoyage des enclos (à 8h et à 9h). On ramasse les selles fraiches et élimine les contaminations du sol. Chacun des prélèvements ont été déposés dans un pot hermétique de coproscopie, étiqueté avec l'identification de l'espèce animale.

Figure 26 : pots de prélèvements contenant les fèces (**Photo personnelle, 2020**)

.

Figure 27 : identification des pots de prélèvements contenant les fèces par espèces de ruminants (**Photo personnelle, 2020**)

9.2. Techniques d'analyses

- **Observation macroscopique**

L'analyse des selles débute dans un premier temps par un examen macroscopique et une évaluation de leur consistance (moulées, molles, diarrhéiques-liquides, présence de sang/mucus) puis la recherche d'éléments parasitaires facilement discernables (vers). Cette méthode présente une sensibilité quasi nulle mais une grande spécificité. Ainsi le résultat n'est pris en compte que s'il s'avère positif.

- **Examen microscopique**
  - **Technique de flottaison**

Les fèces récoltées sont analysées par une méthode d'enrichissement par flottation, Le liquide de flottation employé est une solution de chlorure de zinc de densité 1.20. Cette solution présente l'avantage d'être facile à préparer et peu coûteuse mais elle comporte deux inconvénients : la formation de cristaux et une tendance à déformer les œufs. Cependant, c'est une technique suffisante pour l'observation des œufs d'helminthes et les kystes des protozoaires et les L1 des strongles respiratoires. Elle consiste à diluer le prélèvement dans la solution de densité élevée pour que les œufs à faible densité remontent à la surface et se collent à une lamelle.

– **Mode opératoire**

- On verse le contenu de chaque pot dans un mortier tout en laissant à peu près 5g pour faire le dénombrement si le prélèvement s'avère positif, puis on écrase les selles à l'aide d'un pilon pour faire ressortir les éléments parasitaires.
- On verse le liquide choisi jusqu'à l'obtention d'une solution homogène ;
- Filtrer le mélange à l'aide d'une passoire dans un bécher pour éliminer les grosses impuretés ;
- Le filtrat est ensuite versé dans des tubes de 5cc remplis à hauteur ménisque ;
- Couvrir chaque tube par une lamelle et faire en sorte d'éliminer toutes les bulles d'air pour faciliter la lecture sous microscope ;
- Récupérer les lamelles soigneusement après 15 min et les déposer sur des lames pour l'étude microscopique ;
- Examiner les lames avec l'objectif x10 en procédant de façon systématique pour couvrir la totalité de la zone couverte par la lamelle. Si l'on observe des parasites ou des éléments suspects, passer ou grossissement supérieur objectif x40) pour voir leur morphologie plus en détail afin de les l'identifier.

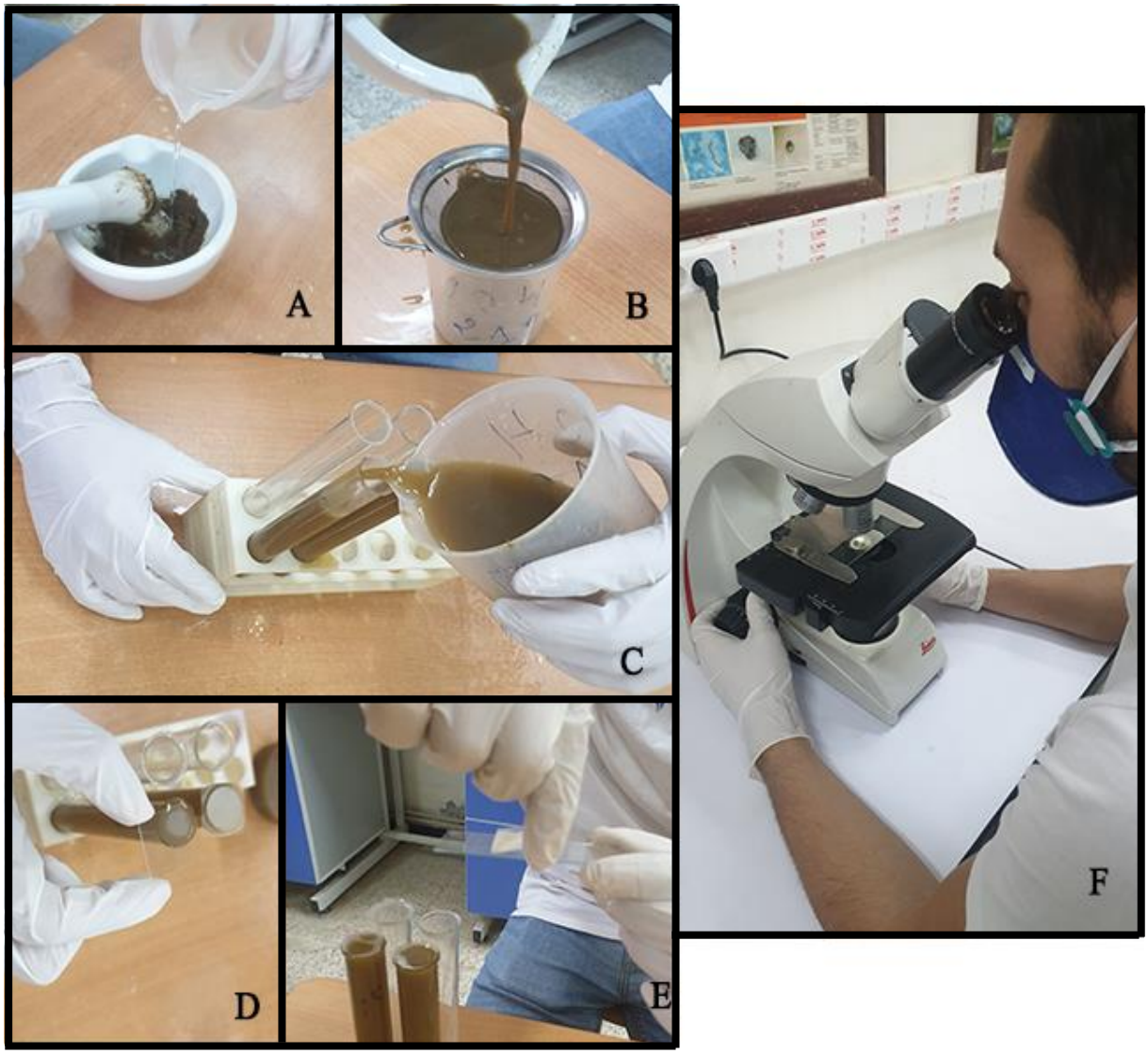


Figure 28 : étapes de la technique de flottaison : **(A)** écrasement des selles avec un pilon ; **(B)** filtration du mélange à l'aide d'une passoire dans un bécher ; **(C)** versement du filtrat dans des deux tubes à essai ; **(D)** dépôt des lamelles sur les tubes ; **(E)** dépôt des lamelles sur les lames ; **(F)** Observation des lames sous microscope. **(Photos personnelles, 2020).**

Résultats et Discussion

10. Résultats

Dans ce chapitre nous exposerons les résultats de l'examen parasitologique des fèces pratiquées au laboratoire de parasitologie de l'ENSV- Alger. Pour chaque espèce des ruminants sauvages, les parasites identifiés sont présentés comme suit.

10.1. Infestation de l'Oryx algazelle

Le parasitisme de l'oryx est assez diversifié. Les parasites retrouvés sont des œufs de : *Strongles, Marshallagia* sp, *Nematodirus* sp, *Trichostrongle.*

Figure 29 : œuf d'un *Strongle* Gr×400
(Photo personnelle, 2020)

Figure 30 : œuf larvé d'un *Strongle* Gr×400
(Photo personnelle ,2020)

Figure 31 : œuf d'un *Strongle* larvé Gr×400
(Photo personnelle, 2020)

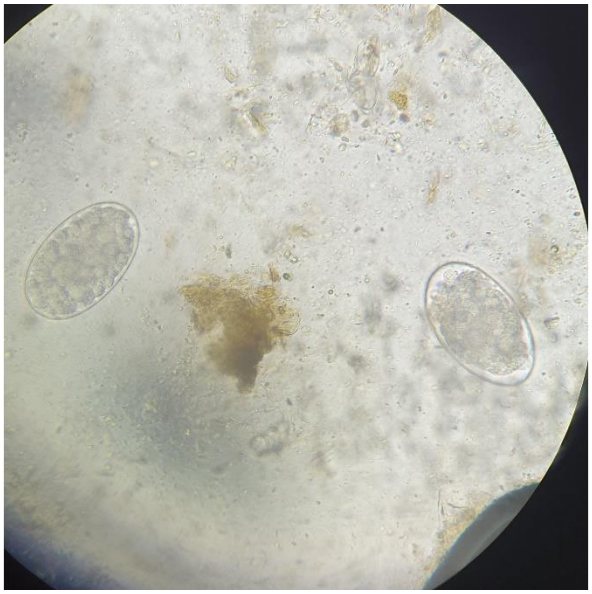


Figure 32 : œufs de *Trichostrongle*. Gr×400
(Photo personnelle, 2020)

Figure 33 : œuf de *Marshallagia* sp. Gr×400
(Photo personnelle, 2020)

Figure 34 : œuf larvé de *Nematodirus* sp. Gr×400
(Photo personnelle ,2020)

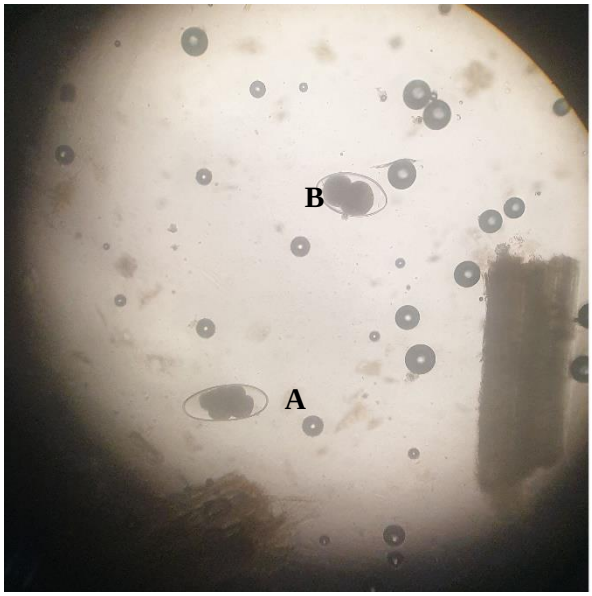


Figure 35 : (A) œufs de *Nematodirus* sp. et **(B)** *Marshallagia* sp. Gr×100
(Photo personnelle, 2020)

10.2. Infestation des Lama (glama et guanaco)

La coproscopie de ces deux espèces a révélé la présence de : *Nématodirus* sp

Figure 36 : œuf de *Nematodirus* sp. Gr×100
(Photo personnelle , 2020)

Figure 37 : œuf de *Nematodirus* sp. Gr×400
(Photo personnelle, 2020)

10.3. Infestation de la chèvre

La coproscopie de cette espèce a révélé la présence des œufs de *strongles*

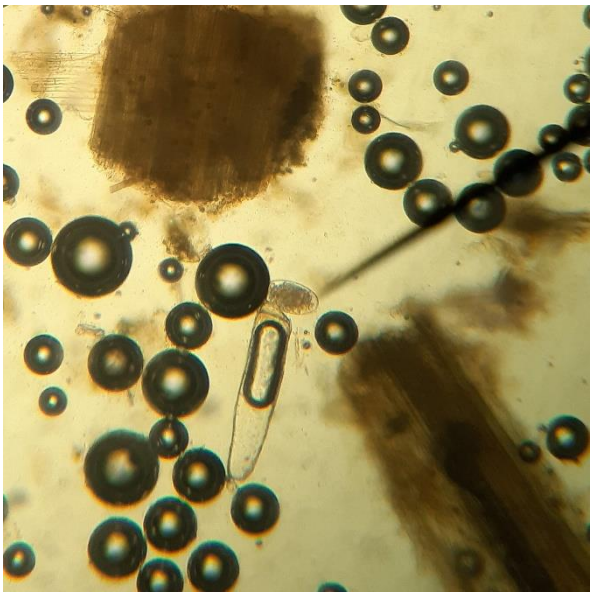


Figure 38 : œuf d'un *Strongle* Gr×100
(Photo personnelle, 2020)

Figure 39 : œuf d'un *Strongle* Gr×400
(Photo personnelle ,2020)

10.4. Infestation de la gazelle dorcas

Le parasitisme de ces derniers est peu diversifié. Les parasites retrouvés sont : *Eimeria* sp et des œufs de *strongles.*

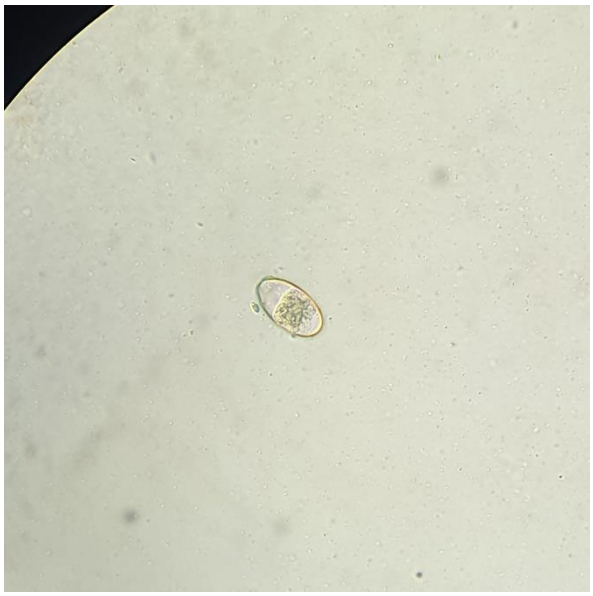


Figure 40 : oocyste non sporulé d'*Eimeria* sp. Gr×400 **(Photo personnelle, 2020)**

Figure 41 : œuf larvé d'un *Strongle* Gr×400 **(Photo personnelle ,2020)**

10.5. Infestation du mouflon à manchette

La coproscopie de cette espèce a révélé la présence des œufs de *Trichostrongle.*

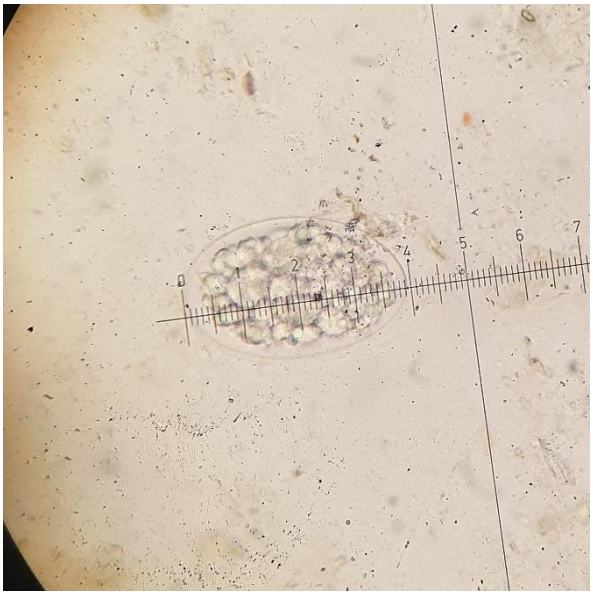


Figure 42 : œuf de *Trichostrongle*. Gr×400 **(Photo personnelle,2020)**

Figure 43 : œuf de *Trichostrongle*. avec paroi fissuré libérant sa morula Gr×400 **(Photo personnelle,2020)**

10.6. Infestation du mouflon de corse

La coproscopie de cette espèce a révélé la présence des oocystes d'*Eimeria* sp et des œufs d'un nématode.

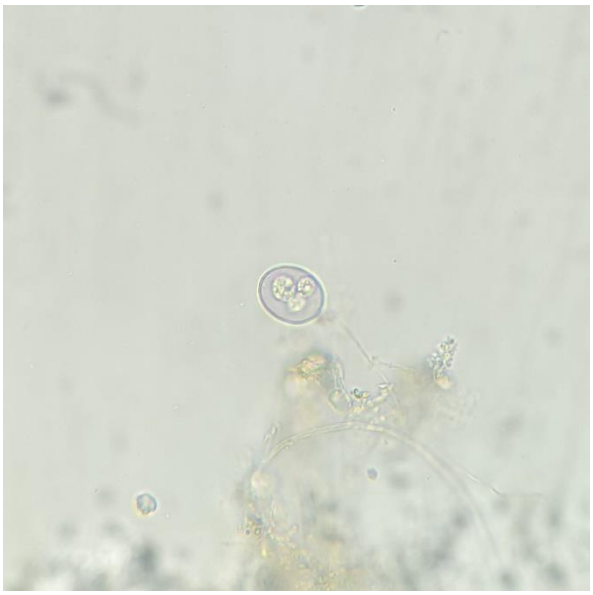


Figure 44 : oocyste sporulé d'*Eimeria* spp. Gr×400 **(Photo personnelle, 2020)**

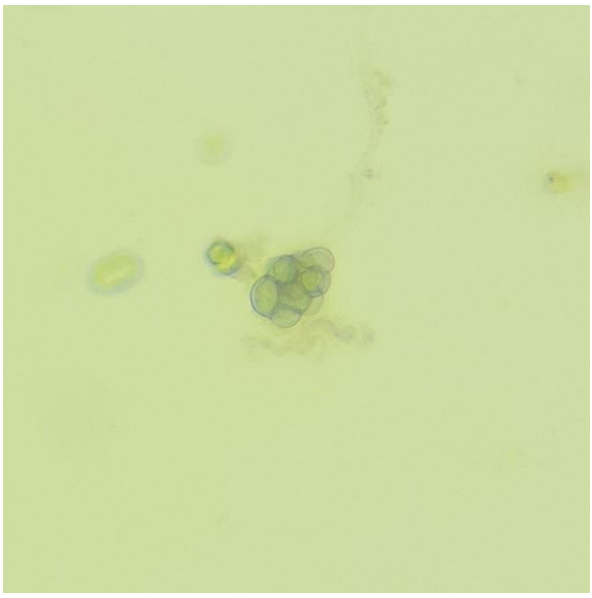


Figure 45 : blastomères libres Gr×400 **(Photo personnelle,2020)**

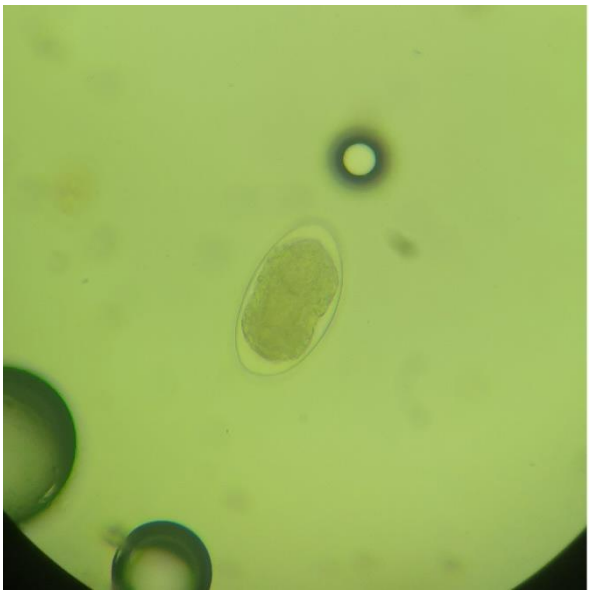


Figure 46 : œuf d'un *nématode* Gr×400 **(Photo personnelle, 2020)**

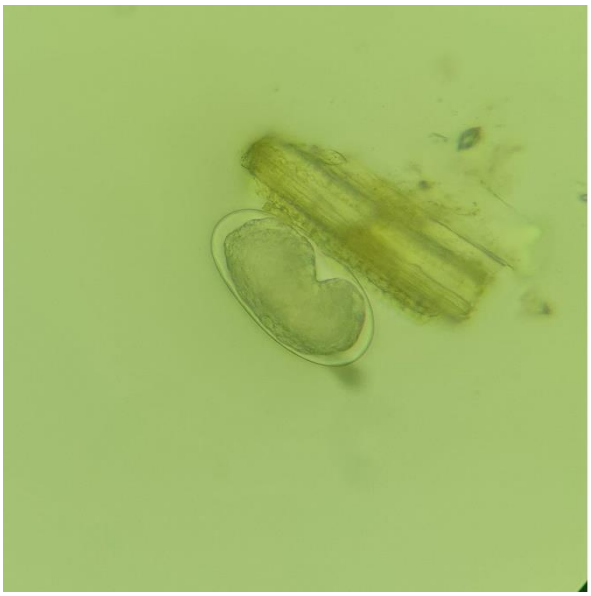


Figure 47 : œuf embryonné d'un *nématode* Gr×400 **(Photo personnelle, 2020)**

10.7. Infestation du mouton de somalie

La coproscopie de cette espèce a révélé la présence des oocystes d'*Eimeria* et des œufs de *strongles.*

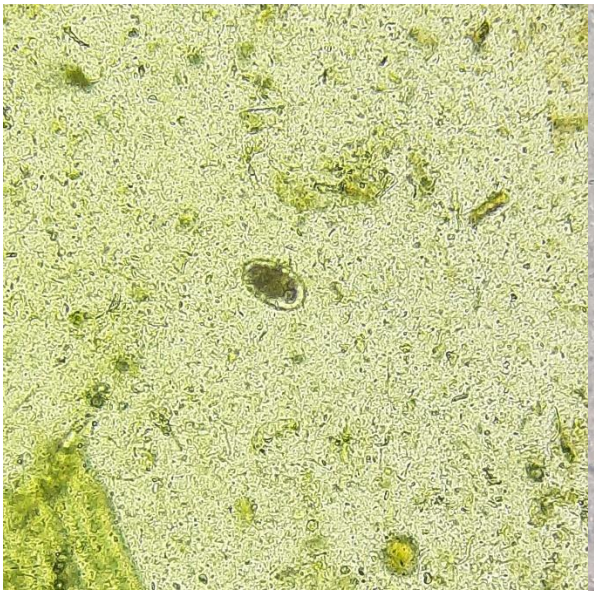


Figure 48 : œuf d'un *Strongle* Gr×100
(Photo personnelle, 2020)

Figure 49 : œuf d'un *Strongle* Gr×400
(Photo personnelle ,2020)

Figure 50 : oocyste non sporulé d'*Eimeria* sp. Gr×400
(Photo personnelle, 2020)

Tableau 4 : parasites retrouvés par espèce animal

Espèce	Parasites retrouvés
Oryx algazelle	*Strongles, Marshallagia* sp. , *Nematodirus* sp. , *Trichostrongle*
Lama glama	*Nématodirus* sp.
Lama guanaco	*Nématodirus* sp.
Chèvre	*Strongles*
Gazelle dorcas	*Eimeria* sp. , *Strongles*
Mouflon à manchette	*Trichostrongle*
Mouflon de corse	*Eimeria* sp. , *Nématodes*
Mouton de somalie	*Eimeria* sp. , *Strongles*

11-Discussion

Dans le cadre de cette étude, nous avons mis en évidence une partie des parasites observables par coproscopie chez les ruminants sauvages, qui a été réalisé au niveau du laboratoire de parasitologie à l'ENSV d'Alger, afin d'apprécier l'état de parasitisme actuelle du parc zoologique de Ben-Aknoun.

Au cours de notre recherche nous avons retenu l'existence de très nombreuses espèces parasitaires parfois très pathogènes. Il faut aussi souligner la présence des parasitoses mortelles telles que : coccidiose ; trichostrongylose.

Certaines espèces des ruminants étudiées présentent une grande diversité de parasites comme il a été le cas de l'oryx algazelle où nous avons trouvé plusieurs parasites (*Strongles, Trichostrongles, Marshallagia sp , Nematodirus sp,*) dont certains sont spécifiques, d'autres sont retrouvés chez des hôtes domestiques de la même famille. De même, certains ne sont présents que chez les animaux sauvages, d'autres ne sont mis en évidence que chez les animaux de zoo. Le parasitisme et ses conséquences sont en effet très modifiés par la captivité **(FOWLER M. *et al*., 1999).**

Les résultats des travaux de **BELLETRECHE** et **BENFODIL** au niveau du Parc Zoologique du Hamma en 2013 par la même technique de coproscopie (flottaison) ont montré un parasitisme plus diversifié comparant à nos résultats chez le lama (*Trichuris* sp, *Strongle, Trichostrongyloïde*) et le mouflon à manchette (*Coccidie, Toxocara* sp, *Trichostrongyloïde*) et y'avait des espèces dont le parasitisme été similaires à nos résultats comme été le cas chez la gazelle dorcas (*Strongle, Eimeria* sp).

- **Choix de la technique et de la solution de coproscopie**

Nous avons choisi d'utiliser une technique de flottation pour nos coproscopies, d'une part car elle permet la mise en évidence d'une grande variété d'éléments parasitaires, d'autre part car elle est non invasive et très employée en médecine vétérinaire et en parc zoologique. C'est une technique facile, économique et rapide comparée à la méthode de sédimentation. La méthode de Baermann répond également à ces critères mais elle cible surtout les larves parasitaires, l'éventail d'investigation est donc plus réduit.

Une grande variété de solutions de flottation est utilisée en médecine vétérinaire. Nous avons choisi de travailler avec une solution de de zinc de densité 1,20 pour les raisons suivantes **(RICHARD F., 2012)** :

- Tout d'abord, elle permet une bonne détection des œufs de trématodes, tout comme l'iodomercurate de potassium, ce que ne permettent pas les solutions de NaCl, de saccharose et de sulfate de magnésium.
- La sensibilité de détection des œufs de strongles est équivalente à celle des autres solutions citées.
- La sensibilité de détection des oocystes *d'Eimeria* sp. est inférieure à celle des solutions de saccharose ou de NaCl mais est tout de même bonne. On peut supposer qu'il en est de même pour les oocystes *d'Isospora* sp.. De plus la solution de NaCl a le gros inconvénient de cristalliser très rapidement sous la lamelle.

Pour ces raisons, le sulfate de zinc semble être le soluté de choix. Il permet en effet une bonne détection de tous les éléments parasitaires, dont les œufs de trématodes **(RICHARD F., 2012).**
En ce qui concerne la technique de Mac-Master, Nous n'avons pas pu la réaliser parce que les prélèvements ne présentaient pas une richesse en parasites.

- **Limites du protocole et difficultés rencontrées**

a. Limites de la technique utilisée

Nous avons réalisé des coproscopies par flottation. Par cette méthode, nous ne pouvons bien sûr pas rechercher tous les parasites. Premièrement, nous recherchons des parasites internes et non les parasites externes. De plus, cette technique ne permet pas de détecter les larves de parasites tels que *Dictyocaulus* sp. qui pourrait être identifiée par une coproscopie de Baermann. Enfin, certains parasites, autres que *Giardia* sp., dont la détection nécessite une coloration particulière ne sont pas recherchés ici. On peut citer l'exemple des cryptosporidies dont la recherche est facilitée par l'utilisation de saccharose lors de la préparation de la lame.

La bibliographie mentionne un grand nombre d'espèces parasitaires chez les ruminants en général, dont la description précise des œufs n'est pas très bien argumentée. Pour cela nous avons fait appel à notre promotrice pour l'identification des parasites retrouvés. Cependant, si la diagnose du genre est faisable, la diagnose d'espèce est souvent très difficile **(FOWLER M. *et al.*, 1999).**
Nous rappelons qu'une coproscopie négative ne signifie pas qu'il y a absence de parasite, lorsque l'excrétion est intermittente ou les parasites ne sont pas encore matures. Il faut aussi se méfier, dans le cas de résultats positifs.
De plus, la coproscopie ne constitue qu'une approximation d'une infestation parasitaire. En effet, les fécondités des femelles de parasite sont extrêmement variables d'une espèce à l'autre.

L'immunité de l'hôte peut supprimer la production d'œufs ; à l'inverse une chute de l'immunité s'accompagne d'une fécondité accrue.

On peut de plus se demander si, pour une même technique, la sensibilité est la même pour des espèces émettant des quantités de fèces très différentes. Par exemple, aurons-nous la même sensibilité avec un prélèvement de 5g de fèces d'une gazelle qu'avec un prélèvement de 5g de fèces sur une girafe ?

Nous pouvons souligner le fait que, dans un groupe, on considère que 20% des individus portent 80% des parasites **(ELSHEIKHA H. *et al*., 2011)**, et les coproscopies de groupe ne permettent pas de détecter ces individus.

b. Difficultés rencontrées lors des coproscopies

Nous avons rencontré plusieurs difficultés au cours de notre recherche. La plus importante contrainte été le changement de notre plan et but d'étude qui a été au début une étude comparatif et statistique du parasitisme des ruminants sauvages selon la saison, tout ça a changé avec les circonstances et les conditions imposées par cette pandémie du covid-19 où nous n'avons pas pu faire plus que deux prélèvements.

Exceptionnellement, la lame était peu lisible à cause de la présence de nombreuses bulles, ou bien d'un dépôt trop épais. Lorsque la qualité de lecture en était trop affectée, la préparation était refaite.

Nous précisons aussi que, bien que la majorité des prélèvements aient été effectués dans les loges bétonnées et régulièrement nettoyées, dans certains cas, les selles ont été ramassées dans les enclos extérieurs, ce qui favorise une contamination du prélèvement par le sol. Un point plus problématique est la difficulté de confirmer que les fèces récoltées par les animaliers sont suffisamment fraiches, ce qui pourrait dénaturer les œufs de parasites et par conséquent les échantillons seraient considérés comme non parasités **(CHAUX J. *et al*., 2002).**

c. Répercussion de la captivité sur le parasitisme

Certains facteurs ont le pouvoir de favoriser le développement des parasites ou encore d'accentuer l'infestation si elle est présente. Parmi ces facteurs, l'alimentation l'état sanitaire des animaux et leur mode de vie.

Concernant l'état sanitaire des espèces animales étudiées, il est nécessaire de citer que la visite vétérinaire a toujours eu lieu de bon matin, afin de déceler le problème, mais cela n'empêche l'infestation de s'installer car bien que l'entretien des animaux soit toujours été pris au sérieux, la circulation des agents pathogènes au sein de la faune sauvage a toujours eu lieu.

Le mode de vie des animaux est aussi modifié. Dans leur milieu naturel, l'animal a le moyen de se nettoyer des œufs infestant présents sur le pelage a l'occasion de baignade ou par association avec d'autres espèces animales. Ceci n'existe pas en parc zoologique, il est donc tout à fait possible qu'en faisant sa toilette l'hôte ingère directement des formes infectantes et sr contamine à nouveau.

La vie dans un enclos peut aussi favoriser la ré-infestation étant donné que l'animal ne se déplace pas.

Les animaux en captivité en soumis à un stress quotidien, celui des visiteurs par exemple, ce qui les fragilise, d'où une immunodépression, et donc les sensibilise aux infestations notamment d'origine parasitaire.

L'aliment est aussi un facteur favorisant la contamination en contenant des éléments infestant ou bien distribué par un matériel contaminé ou verser dans des récipients non nettoyés, tel que l'eau de boisson donnée dans des abreuvoirs non désinfectés à l'avance et qui contiennent des éléments parasités **(CHAUX J. *et al*., 2002).**

En rajoutant à ça que tout déséquilibre alimentaire ou carence en certains nutriments peut aboutir à un stress qui sera à l'origine des immunodépressions d'où la fragilisation des animaux qui peuvent aussi perdre aussi perdre la capacité de se défendre contre l'installation d'une infestation.

D'après les résultats de nos analyses, nous avons souligné la présence des œufs de *Nématodirus* sp. chez le Lama dans les deux prélèvements ce qui explique donc une ré-infestation de ce dernier ce qui peut être expliquer par la capacité de ces œufs dans le milieu extérieur (matériaux, béton …) **(ABDEL RASOUL *et al*., 1980).**

Le climat a un impact sur le développement parasitaire car l'humidité est un bon facteur pour le développement des œufs notamment en hiver. La zone de Ben-Aknoun est relativement connue pour son humidité élevée.

Conclusion et Recommandations

12-Conclusion

Par notre étude, nous avons pu comprendre que la gestion du parasitisme au sein d'un parc zoologique est complexe. La bibliographie sur les différentes espèces de parasites que l'on peut détecter par coproscopie sur des espèces des ruminants sauvages, reste limitée, tout comme les données sur leur impact clinique. Pourtant le parasitisme est un enjeu majeur en parc et peut causer même des mortalités.

Les parasites retrouvés sont : (*Strongles, Marshallagia* sp. , *Nematodirus* sp. , *Trichostrongle*) chez l'oryx algazelle ; (*Nématodirus* sp.) chez les lama ; (*Strongles*) chez la chèvre ; (*Eimeria* sp. , *Strongles*) chez la gazelle dorcas ; (*Trichostrongle*) chez le mouflon à manchette ; (*Eimeria* sp. , *Nématodes*) chez le mouflon de corse ; (*Eimeria* sp. , *Strongles*) chez le mouton de somalie.

Nous supposons que les espèces de parasites et l'importance de leur prévalence varient selon les espèces animales, l'environnement, l'alimentation, le climat et les traitements antiparasitaires utilisés.

Les conditions de vie en captivité sont parfois très différentes des conditions de vie sauvage pour une espèce animale non domestique. Plusieurs facteurs interviennent. Tout d'abord, l'environnement est très différent, et bien que l'on tente de maîtriser les paramètres zootechniques, cela n'est pas toujours suffisant. Ainsi, les individus n'expriment pas au mieux leurs besoins comportementaux ce qui peut être à l'origine d'un stress.
Toute source de stress influe sur le statut immunitaire de l'hôte et donc sur sa santé, en particulier sur sa sensibilité aux infestations parasitaires.

13-Recommandations

Au vu de l'importance du parasitisme en parc animalier, il est nécessaire de mettre en place des programmes et des stratégies de gestion du parasitisme, afin de maîtriser au mieux les facteurs de risques spécifiques des parcs animaliers.
Bien qu'il n'existe pas de schéma type de prévention et de gestion du parasitisme en zoo, le dépistage par les analyses coproscopiques régulières, les mesures prophylactiques sanitaires et médicales sont des exemples des mesures qui nous semblent indispensables.

La coproscopie doit donc être au centre des programmes de contrôle du parasitisme en parc animalier. La réalisation d'un suivi coproscopique des animaux au cours de l'année permet de réduire l'usage excessif des traitements antiparasitaires, de limiter le développement de résistances, et d'identifier les individus ou groupes d'individus nécessitant un traitement.
Pour ce qui est de l'acquisition de nouveaux individus, une coproscopie par flottation et une vermifugation en conséquence doivent être demandées systématiquement par le vétérinaire avant l'arrivée d'un animal.

Les caractéristiques des enclos et des bâtiments sont essentielles dans le contrôle du parasitisme. Dans la mesure du possible, elles ne doivent pas permettre la survie et la transmission des parasites. Pour cela, la nature des sols et la conception des bâtiments doivent permettre un nettoyage et une désinfection efficaces.
La mise en place de nettoyages quotidiens des abris intérieurs et des contenants alimentaires ainsi que leur désinfection régulière et fréquente, suivis du raclage des sols pour évacuer les eaux sales sont des points importants. Le respect des mesures d'hygiène de base permet de réduire le risque de transmission des zoonoses de manière significative. Il s'agit de l'hygiène personnelle comme le lavage des mains et de l'hygiène vestimentaire (port de gants, masques, sur-bottes dans les lieux sensibles).
Des contrôles réguliers de l'eau de boisson sont également nécessaires afin d'éviter certaines infestations, car la contamination des aliments et de l'eau représente également un risque sanitaire dans les parcs animaliers.

Il est souhaitable de limiter la manipulation des animaux, qui peut être source de stress et d'accidents potentiels, car ce stress diminue les défenses immunitaires de l'hôte et le rend plus sensible aux infestations parasitaires. L'organisation d'un calendrier des vermifugations et le choix des molécules et des posologies utilisées.

Références bibliographiques

1. **ABDEL RASOUL, K.; FOWLER, M.; IPPEN, R.; SCHRODER, H.D. 1980**.An epidemiologic approach to the control of ascariasis in zoo carnivores, Erkrankungen der Zootiere. Verhandlungsbericht des XXII. Internationalen Symposiums uber die Erkrankungen der Zootiere: Arnhem (Netherlands). Berlin\GDR; Germany, Akademie Verla.

2. **ANDERSON, R.C., 2000**. *Nematode parasites of vertebrates : their development and transmission* ; 2nd ed. ; CABI Pub : Wallingford, Oxon, UK ; New York, NY ; ISBN 978-0-85199-421-5.

3. **ANZIANI, O.S. ; SUAREZ, V. ; GUGLIELMONE, A.A. ; WARNKE, O. ; GRANDE, H. ; COLES, G.C., 2004**. Resistance to benzimidazole and macrocyclic lactone anthelmintics in cattle nematodes in Argentina. *Veterinary Parasitology 122*, 303–306, doi:10.1016/j.vetpar.2004.05.018.

4. **ASRES, A., AMHA, N., 2014**. Effect of Stress on Animal Health : A Review. *Journal of Biology* 7.

5. **BARRE, N.; MOUTOU, F., 1982**. Helminthes des animaux domestiques et sauvages de La Réunion. Inventaire et rôle pathogène. *Revue d'Elevage et de Médecine Vétérinaire des Pays Tropicaux* 35 (1) : 43-55.

6. **BEUGNET, F.; POLACK, B.; DANG, H., 2004.** *Atlas de coproscopie*; Kalianxis: Clichy; ISBN 978-2-915758-02-3.

7. **BOURGOIN G., 2011**. Maladies parasitaires gastro-intestinales des ruminants. Cours de maladies parasitaires des ruminants, 3ème année, VetAgro Sup.

8. **CAP, H.; AULAGNIER, S.; DELEPORTE, P., 2002**. The phylogeny and behaviour of Cervidae (Ruminantia Pecora). *Ethology Ecology & Evolution* 14, 199–216, doi:10.1080/08927014.2002.9522740.

9. **CHARTIER C, ITARD J, MOREL PC, TRONCY PM., 2000**. Précis de parasitologie vétérinaire tropicale. Universités francophones: Tec Doc et Editions médicales internationales.

10. **CHAUX, J.J , and LECOMTE, C., 2002**. faune sauvage le guide pratique de vétérinaire bourgelat. Chatenay-malabry. 170 – 171.

11. **CHIEJINA, S.N.; FAKAE, B.B.; EZE, B.O., 1988**. Arrested development of gastrointestinal trichostrongylids in goats in Nigeria. *Veterinary Parasitology*, *28*, 103–113, doi:10.1016/0304-4017(88)90022-2.

12. **CHOWDHURY, N., AGUIRRE, A.A., 2001**. *Helminths of wildlife*; Eds.; Science Publishers: Enfield, N.H; ISBN 978-1-57808-092-2.

13. **COMBES, C., 1995**. *Interactions durables: écologie et évolution du parasitisme*; écologie; Dunod : Masson: Paris, 523 pages. ISBN 978-2-225-84800-1.

14. **CURRENT, W.L. ; GARCIA, L.S., 1991**. Cryptosporidiosis. *Clin. Microbiol. Rev. 4*, 325–358, doi:10.1128/CMR.4.3.325.

15. **CRAIG, T.M., 2009.** Helminth Parasites of the Ruminant Gastrointestinal Tract. In *Food Animal Practice*; Elsevier; pp. 78–91 ISBN 978-1-4160-3591-6.

16. **DORCHIES, P., 2012**. *Vade-Mecum de parasitologie clinique des bovins* ; Ed. ; Vade-Mecum ; Editions Med'com: Paris; ISBN 978-2-35403-079-7.

17. **DORNY, P.; CLAEREBOUT, E.; VERCRUYSSE, J.; HILDERSON, H.; HUNTLEY, J.F., 1997**. The influence of a Cooperia oncophora priming on a concurrent challenge with Ostertagia ostertagi and C. oncophora in calves. *Veterinary Parasitology* 70, 143–151, doi:10.1016/S0304-4017(96)01142-9.

18. **ELSHEIKHA, H., KHAN, N.A., 2011**. *Essentials of veterinary parasitology*; Eds.; Caister Academic Press: Norfolk, UK; ISBN 978-1-904455-80-6.

19. **EUZEBY, J., 1986**. *Protozoologie médicale comparée*; Lyon; Vol. 1; ISBN 978-2-901773-36-8.

20. **FOWLER, M.E., MILLER, R.E., 1999**. *Zoo & wild animal medicine: current therapy*; Eds.; 4[th ed.].; W.B. Saunders: Phildelphia; ISBN 978-0-7216-8664-6.

21. **FREITAS, J.F.T. DE; J, M., 1961**. de mendoncac Novo Capilariineo do gênero Aonchotheca Lopez-Neyra, 1947 (Nematoda, Trichuroidea). 59 : 59–6.

22. **GROSS, S.J.; RYAN, W.G.; PLOEGER, H.W., 1999**. Anthelmintic treatment of dairy cows and its effect on milk production. *Veterinary Record*, *144*, 581–587, doi:10.1136/vr.144.21.581.

23. **GROVES, C.P.; GRUBB, P., 2011**. *Ungulate taxonomy*; Johns Hopkins University Press: Baltimore, Md.; ISBN 978-1-4214-0329-8.

24. **HASSANIN, A.; DOUZERY, E.J.P., 2003**. Molecular and Morphological Phylogenies of Ruminantia and the Alternative Position of the Moschidae. *Systematic Biology* 52, 206–228, doi:10.1080/10635150390192726.

25. **HERBEUVAL, A., 2002**. Nématode parasite du tube digestif chez les ovins, étude bibliographique. Thèse Med.Vet. ., Paul Sabatier: Toulouse, 112p.

26. **HING, S.; OTHMAN, N.; NATHAN, S.; FOX, M.; FISHER, M.; GOOSSENS, B., 2013**. First parasitological survey of Endangered Bornean elephants Elephas maximus borneensis. *Endang. Species. Res.*, *21*, 223–230, doi:10.3354/esr00527.

27. **HONACKI, JAMES H.; KINMAN, KENNETH E.; KOEPPL, J., 1982**. *Mammal species of the world. A taxonomic and geographic reference*; Fondation Mérieux; Zenodo: Lyon. Ed : Allen Press Inc. DOI: 10.5281/zenodo.3873244

28. **JONES, K., PATEL, N., LEVY, M. *et al.*** Global trends in emerging infectious diseases. *Nature* **451,** 990–993. https://doi.org/10.1038/nature06536.

29. **KABORE, A., 2006**. Parasites gastro-intestinaux des zébus laitiers de race Azawak et Peul Soudanien en zone nord-Soudanienne du Burkina Faso : évolution en saison humide, UPB-IDR : Burkina Faso, 56p.

30. **LATHUILLIERE, A., 2018**, Realisation d'un atlas coproscopique sur des herbivores de parcs animaliers en france. Thèse Med.Vet., ecole vétérinaire lyon: Lyon. 306p

31. **LE GUYADER, Hervé et LECOINTRE, Guillaume, 2016**. La classification phylogénétique du vivant. France : Belin. Classificatoin phylogénétique du vivant, n° 4.

32. **LECOINTRE, G.; LE GUYADER, H., 2016**. *Classification phylogénétique du vivant*; 3. éd., revue et augm.; Belin: Paris; ISBN 978-2-7011-4273-9.

33. **Li, ROBERT.W.; Li, C.; Gasbarre, L.C., 2011.** The vitamin D receptor and inducible nitric oxide synthase associated pathways in acquired resistance to Cooperia oncophora infection in cattle. *Vet Res* 42, 48, doi:10.1186/1297-9716-42-48.

34. **MENDOZA, C., 2019**. *La faune sauvage, un reflet de la pollution environnementale?* ; Mémoire de Master en Médecine vétérinaire & santé animale, 28p.

35. **MEREDITH, A.L.; BEASEY, A., 1991.** Ivermectin treatement of ascaridis in captive cheetahs (Acinonyx jubatus). *Veterinary Record* 129 (11) 241 242.

36. **MOONEY, H.A., 2010**, The ecosystem-service chain and the biological diversity crisis. *Phil. Trans. R. Soc. B* 365, 31–39, doi:10.1098/rstb.2009.0223.

37. **MORGAN, K.N.; TROMBORG, C.T., 2007**. Sources of stress in captivity. *Applied Animal Behaviour Science* 102, 262–302, doi:10.1016/j.applanim.2006.05.032.

38. **NIELSEN C.A, NEILAND K.A., 1974**. Sheep disease report. Departement of fish and game, Juneau, Alaska. 104p.

39. **RAHARINIRAINY T., 2000**. Ascaridose et la mortalité des veaux dans le Sud-ouest de Madagascar [Mémoire]. Sciences Agronomiques: Antananarivo; 89 p.

40. **RANSOM, B.H., 1911**. The Nematodes parasitic in the alimentary tract of cattle, sheep, and other ruminants. *Bull. Bur. Anim. Ind. U.S. Dep. Agric* 127: 1-132.

41. **RICHARD, F., 2012.** Comparaison de différents liquides de flottation en coproscopie des ruminants. Thèse Med.Vet., école vétérinaire lyon: Lyon, 89p.

42. SCHELCHER, F., REBILLARD, A., RABOISSON, D., 2008. La cryptosporidiose bovine : du traitement à la prévention. Le nouveau praticien vétérinaire 129, 41.

43. SCHNYDER, O., 1906. Beitrag zur Kenntis der Magen-Darmstrongylosis der sogen. Kaltbrandigkeit des Rindes. Thèse Med.Vet., Zürich, 95p.

44. TAHAS, S.A.; DIAKOU, A., 2013. Persistent Giardia spp. and Trichuris spp. infection in maras (Dolichotis patagonum) at a zoo in Greece. *Journal of Zoo and Wildlife Medicine* 44, 389–394, doi:10.1638/2012-0191R.1.

45. TAYLOR, M.A.; COOP, R.L.; WALL, R.L., 2007. *Veterinary Parasitology.*; Wiley: Hoboken, ISBN 978-1-118-68711-6.

46. THOMAS M. CRAIG, 2009. in Food Animal Practice (Fifth Edition) ; Helminth Parasites of the Ruminant Gastrointestinal Tract, 736p.

47. VILLENEUVE A., 2003. Les zoonoses parasitaires. L'infection chez les animaux et chez l'Homme. Les presses de l'Université de Montréal, 506p.

48. VILLENEUVE A., 2013. Les parasites des bovins : fiches parasitaires. *Laboratoire de parasitologie, Faculté de médecine vétérinaire Saint-Hyacinthe*. 20 p.

49. DEROUIN F., ELIASZEWICZ M., POUILLOT R., ROZE S., 2002. Rapport sur les « Infections à protozoaires liées aux aliments et à l'eau » : « Evaluation scientifique des risques associés à Cryptosporidium sp. » AFSSA [http://www.afssa.fr/Documents/EAUX-RaCrypto.pdf] (consulté le 13 novembre 2020).

WEBOGRAPHIE

50. ANONYME1 : Ecole Nationale Vétérinaire de Lyon, Capillaria bovis, http://alizarine.vetagrosup.fr/coproparasite/sommaire/diagnostic_par_especes/bovins/page_photo/p_capillaria.htm [Consulté le 15 novembre 2020].

51. ANONYME2 : Ecole Nationale Vétérinaire de Lyon, Moniezia spp., http://alizarine.vetagro-sup.fr/copro-parasite/sommaire/diagnostic_par espèces/bovins/fiche_para/f_moniezia_oeuf.htm [Consulté le 15 novembre 2020]

53. ANONYME3 : Ecole Nationale Vétérinaire de Lyon, Dictyocaulus viviparus, http://alizarine.vetagrosup.fr/coproparasite/sommaire/diagnostic_par_especes/bovins/fiche_para/f_dictyocaulus.htm [Consulté le 15 novembre 2020]

54. ARMIA NAGUIB, 2014. https://fr.slideshare.net/armianaguib/intestinal-parasite-by-armia-naguib. [Consulté le 15 novembre 2020].

55. **CDC.gov: Centers for disease control and prevention, Fascioliasis**, https://www.cdc.gov/dpdx/fascioliasis/index.html. [Consulté le 15 novembre 2020]

56. **Ecole Nationale Vétérinaire de Lyon**, Eimeria spp , http://alizarine.vetagro-sup.fr/coproparasite/sommaire/diagnostic_par_especes/bovins/fiche_para/f_eimeria.htm. [Consulté le 15 novembre 2020]

57. **Ecole Nationale Vétérinaire de Lyon**, Giardia intestinalis , http://alizarine.vetagro-sup.fr/coproparasite/sommaire/diagnostic_par_especes/bovins/fiche_para/f_giardia.htm. [Consulté le 15 novembre 2020]

58. **Ecole Nationale Vétérinaire de Lyon**, Trichuris , http://alizarine.vetagro-sup.fr/coproparasite/sommaire/diagnostic_par_especes/chien/fiche_para/ftrichuris.htm . [Consulté le 15 novembre 2020]

59. **Ecole Nationale Vétérinaire de Lyon**, Strongles digestifs , http://alizarine.vetagro-sup.fr/coproparasite/sommaire/diagnostic_par_especes/petits_ru/caprins/fiche_para/fl_haem_cp.htm [Consulté le 15 novembre 2020]

60. **Junquera P, 2017**. COOPERIA spp, https://parasitipedia.net/index.php?option=com_content&view=article&id=2632&Itemid=2910. [Consulté le 15 novembre 2020]

61. **Junquera P. 2017**. CHABERTIA OVINA, https://parasitipedia.net/index.php?option=com_content&view=article&id=2633&Itemid=2911. [Consulté le 15 novembre 2020]

62. **Junquera P. 2017**. TOXOCARA VITULORUM, https://parasitipedia.net/index.php?option=com_content&view=article&id=2638&Itemid=2916. [Consulté le 15 novembre 2020]

63. **VETSTREAM.COM**, COOPERIA ONCOPHORA egg, https://www.vetstream.com/Vetstream/media/images/Bovis/Cooperia-oncophora-egg.JPG?ext=.jpg [Consulté le 14 novembre 2020]

Annexes

Annexe 1 : Présentation des ruminants sauvages

1. Lama guanaco

Morphologie	La fourrure du guanaco est uniformément brun roussâtre : son museau, son visage et ses oreilles sont gris noirâtre, tandis que le ventre ou l'intérieur des pattes sont blancs **(Fig.4)**.
Caractéristiques physique	Ils mesurent de 1,10 à 1,20 mètre au garrot (1,60 à 1,80 m de haut à la tête) et de 1,50 à 2,00 mètres en longueur selon les individus. Ils peuvent atteindre un poids de 75 kg pour les femelles à 140 kg pour les plus gros mâles. Il peut aussi courir très vite, jusqu'à une vitesse de 65 km/h. Sa longévité est d'environ 30 ans.
Mode de vie	Les guanacos sont des animaux sociaux et grégaires. Ils vivent en troupeau d'une vingtaine d'individus composé d'un mâle dominant, de femelles et de jeunes.
Répartition géographique et habitat	Montagnard, il peut monter jusqu'à 4 000 mètres d'altitude, on le rencontre du Pérou méridional, en Argentine, jusqu'à la Terre de Feu; actuellement, il est plus répandu en Patagonie, Ils habitent généralement différents milieux : des prairies à la végétation riche, des déserts arides ou arbustifs, des montagnes, des forêts ou encore les régions pluvieuses proches des côtes .
Alimentation	Le guanaco mange des graminées, des plantes herbacées, des arbustes, des mousses, du lichen.
Gestation et maturité sexuel	La maturité a lieu 1 à 2 ans pour les deux sexes avec une période de reproduction qui s'étend sur toute l'année. La gestation dure 345 à 360 (11 mois) et la femelle donne un petit par an La maturité a lieu 1 à 2 ans pour les deux sexes avec une période de reproduction qui s'étend sur toute l'année. La gestation dure 345 à 360 (11 mois) et la femelle donne un petit par an.

2. Oryx algazelle

Morphologie	Les oryx se reconnaissent à leurs cornes longues, minces et droites, à leur crinière relativement courte, à leur bosse sur l'épaule et à leurs gros sabots. Leur robe est fine, blanche et porte des marques noires, grises et/ou brunes. Les deux sexes portent des cornes **(Fig.5).**
Caractéristiques physique	Ils ont une hauteur au garrot de 81 à 120 centimètres et une masse corporelle de 65 à 200 kilos. Leurs cornes mesurent entre 38 et 127 centimètres. Sa longévité est de 27 ans environ.
Mode de vie	C'est une espèce sociable et grégaire qui se regroupe en hardes mixtes pouvant atteindre plusieurs dizaines d'individus sous la responsabilité d'un mâle âgé. Autrefois, les migrations saisonnières pouvaient réunir plusieurs milliers de têtes.
Répartition géographique et habitat	La répartition géographique de l'oryx algazelle incluait autrefois l'ensemble des zones désertiques sablonneuses et rocheuses au sud du Sahara depuis la Mauritanie jusqu'en Libye, à l'exception des régions d'altitude. L'antilope fréquentait les steppes herbeuses et boisées, les dépressions inter dunaires et les prairies annuelles subdésertiques.
Alimentation	L'oryx algazelle se nourrit d'herbes diverses, de feuilles d'arbustes épineux, de baies, de bourgeons, de plantes succulentes et de racines.
Gestation et maturité sexuel	L'oryx algazelle donne naissance à un seul petit après une gestation de 270 jours. Il atteint sa maturité sexuelle vers deux ans.

3. Mouflon à manchette

Morphologie	Également appelé mouflon de Barbarie, l'Aoudad ou mouflon à manchettes possède une robe fauve pâle. La zone ventrale et la partie interne des pattes est blanchâtre. Une crinière de poils plus longs courts sur l'échine et le dos, ainsi que sur le dessous du cou, formant une sorte de frange. Il arbore une paire de cornes épaisses qui s'incurvent vers l'arrière **(Fig.6).**
Caractéristiques physique	La taille moyenne, ne dépassant pas 1,70 m de long (sans la queue) pour un poids de 40 à 145 kg. Adulte, le mâle arbore des cornes qui atteignent 84 cm de long, la femelle ayant des cornes de 40 cm maximum. Elles s'élancent vers le haut puis s'incurvent en demi-cercles divergeant vers l'arrière. La longévité est d'environ 20 ans.
Mode de vie	Il vit généralement en petits groupes, mais les mâles peuvent être solitaires.
Répartition géographique et habitat	Le capriné vit dans les montagnes désertiques d'Afrique du Nord On le trouve dans le massif de l'Atlas et dans les zones rocheuses du Sahara depuis la Mauritanie jusqu'au nord du Soudan. Le mouflon à manchettes est menacé dans son habitat d'origine, mais se comporte en espèce invasive en Espagne et aux États-Unis, après y avoir été introduit pour la chasse. Il est également présent dans la dépression de Qattara.
Alimentation	Le mouflon à manchette se nourrit de graminées, d'herbes éparses, de feuilles et de jeunes branches d'acacias et de lichens.
Gestation et maturité sexuel	Il n'y a pas de période de reproduction à proprement parler, bien que l'on puisse constater un pic de septembre à novembre. Les femelles peuvent mettre bas deux fois par an, un seul agneau après une gestation de 160 jours. et atteignent leur maturité sexuelle vers 18 mois.

4. Lama glama

Morphologie	Il possède un long pelage épais, dont la teinte varie du brun au blanc et du noir au bleuté. Il peut également être pie ou moucheté **(Fig.7).**
Caractéristiques physique	La taille est de 1,25 à 1,50 m et la hauteur au garrot 1 à 1,25 m. Le poids varie de 80 à 120 kg et la longévité est de 15 à 20 ans environ.
Mode de vie	Vit en petits groupes constitués d'un mâle dominant, de cinq ou six femelles et de leurs jeunes.
Répartition géographique et habitat	Lamas et alpacas vivent dans les Andes en Amérique du Sud pourvues d'une végétation alpine herbacée : Bolivie, Pérou, Argentine, Chili, Equateur et Colombie.
Alimentation	Le lama se nourrit de la végétation rase et du lichen qu'il trouve dans la montagne et sur les plateaux qu'il fréquente. Il mange également des graminées, des racines, des graines, des noix et les feuilles de certains arbustes.
Gestation et maturité sexuel	La saison de reproduction s'étend de novembre à mai. La gestion dure environ 360 jours, au terme desquels la femelle donne naissance à un seul petit. Mâle et femelle atteignent leur maturité sexuelle entre deux et trois ans.

5. Gazelle dorcas

Morphologie	Le pelage est fauve clair au-dessus du corps et blanc au-dessous, avec une bande fauve roux le long des flancs, visible de près. La couleur du pelage varie au cours des saisons et de leur condition physique. Les mâles se distinguent des femelles par un corps plus massif, un cou plus fort et surtout des cornes beaucoup plus développées.
Caractéristiques physique	La gazelle Dorcas est petite. Elle mesure 53 à 67 cm au garrot pour un poids de 12 à 25 kg. Très rapides à la course, elles peuvent courir à une vitesse maximale de 75 km/h. La longévité est de 11 à 12 ans.
Mode de vie	Vie en petit groupe de mâles et femelles.
Répartition géographique et habitat	Espèce protégée, sa population (mondiale) est estimée entre 35 000 et 40 000 animaux. Espèce saharienne, elle vit dans tout le Sahara, Algérie, Tunisie, Maroc, nord du Mali , Niger ainsi que dans la dépression de Qattara en Égypte, à l'exception du centre de la Mauritanie.
Alimentation	Les gazelles Dorcas sont herbivores, elles consomment des graminées, diverses plantes basses et également les feuilles d'arbres comme les acacias. Elles peuvent se passer d'eau pendant très longtemps trouvant l'eau dans les plantes.
Gestation et maturité sexuel	Pour se constituer un petit harem, les accouplements ont lieu sur une période d'environ 3 mois. La gestation dure 5,5 à 6 mois. Il n'y a qu'un seul petit par portée.

6. Cerf daim

Morphologie	Sa robe est habituellement fauve-roussâtre, tachetée de blanc en été et brune en hiver. Certains daims ont cependant un pelage noir, en cas de mélanisme, ou blanc, en cas de leucistisme ou d'albinisme. Son écusson (tache sur les fessiers) est blanc limité par des lignes noires extérieures. La queue des daims est pratiquement toujours en mouvement. Seul le mâle porte des bois plats (palmures), qui tombent chaque année en avril/mai ; leur poids peut atteindre de 4 à 7 kg et mesurer de 50 à 90 cm de longueur selon les individus avec une moyenne de 70 cm **(Fig.9).**
Caractéristiques physique	Le daim est un animal de taille moyenne. Les mâles mesurent de 135 à 165 cm de longueur, 85 cm à 1 m de hauteur au garrot, 115 à 130 cm au sommet de la tête et leurs poids varient de 45 à 90 kg (60 kg en moyenne) selon les individus. Les femelles, appelées « daines », sont plus petites et plus légères. Elles mesurent de 115 à 145 cm de longueur, de 75 à 90 cm de hauteur au garrot, et de 1 m à 120 cm au sommet de la tête, pour un poids variant de 25 à 50 kg (35 kg en moyenne). La longévité est de 25 ans.
Mode de vie	Les mâles sont solitaires ou bien ils vivent en groupes de célibataires et ne rejoignent les femelles qu'au moment du rut .
Répartition géographique et habitat	Les daims d'Europe sont originaires du sud-est du bassin méditerranéen de la Turquie au sud-est de la France (Bouches-du-Rhône, Var et au sud des Alpes-Maritimes), mais ont été implantés dès l'Antiquité sur le pourtour méditerranéen de l'ouest (dont le Sud de la France : Hérault, Aude, Pyrénées-Orientales), ainsi qu'en Espagne et globalement introduit dans toute l'Europe. Ils aiment les forêts mixtes ou claires de feuillus, les prairies arbustives ou rases, les montagnes basses et vallonnées.
Alimentation	Le daim est essentiellement herbivore ; il se nourrit d'herbes, de pousses, de feuilles, de glands, de châtaignes mais également de fruits, de baies et bourgeons. L'hiver, il mange du lierre, des ronces, du gui, des écorces, des genêts et des graminées sèches (foin).
Gestation et maturité sexuel	La gestation de la daine est de 8 mois. Un faon naît, parfois deux, au mois de juin/juillet.

7. Mouflon de Corse

Morphologie	Le Mouflon de Corse est un des plus petits mouflons d'Eurasie. Son pelage est composé de poils ras beige clair en été et marron foncé en hiver. La présence d'une tache blanche sur le flanc appelée la selle n'est pas systématique chez tous les individus Les différentes espèces de mouflons possèdent de grandes cornes spiralées et recourbées qui sont permanentes. En Corse, en l'absence de bouquetins (Capra ibex), seuls les agneaux de Mouflon de Corse peuvent être confondus avec des chevreaux ou des agneaux domestiques, ou de rares chevreaux sauvages **(Fig.10).**
- Caractéristiques physique	• Poids des cornes : 6 à 13 kg. • Poids adulte : 25 à 50 kg (150 kg et plus chez l'argali). • Longueur des cornes du mâle : 85 à 125 cm (jusqu'à 190 cm chez l'argali). • Taille au garrot : 65 à 75 cm. • Vitesse de pointe : 60 km/h il s'agit de la vitesse maximale.
Mode de vie	Le mouflon vit généralement en petit groupe familial de cinq à trente individus. Comme ces animaux vivent en altitude, ils sont très peu familiers avec l'être humain et sont donc très farouches. Au point qu'en Amérique du Nord et en Asie, le mouflon est un trophée de chasse exceptionnel. La longévité est de 15 ans environ
Répartition géographique et habitat	Il est retrouvé en Corse et en Sardaigne. Le mouton de Corse a été introduit dans de nombreux massifs, alpins, pyrénéens et dans le massif central. Son habitat : Il vit dans des prairies et des landes et préfère les régions peu arrosées à faible enneigement.
Alimentation	Le Mouflon est un herbivore réputé pour son éclectisme alimentaire. Il consomme la majorité des organes végétaux de plusieurs centaines d'espèces de l'ensemble du règne végétal : herbes, feuilles, bourgeons et jeunes pousses d'arbres et d'arbustes, fruits (baies, glands, faînes, châtaignes), champignons, mousses et lichens ; cependant, ce sont les graminées qui forment la base de son alimentation. Ses besoins en eau sont satisfaits en grande partie par les tissus des végétaux consommés. Contrairement au Mouflon méditerranéen, il ne semble pas être friand de sel.
Gestation et maturité sexuel	La maturité sexuelle est atteinte la deuxième ou troisième année chez les femelles, inconnue chez les mâles. Le rut a lieu une fois par an, il dure 2 mois environ avec un pic dès mi-novembre sur Bavella et dès la première quinzaine de décembre à Asco (Cinto) ; le mâle est polygame. La durée de la gestation est d'environ 5 mois et les naissances sont d'un seul agneau par femelle.

Résumé
Le parasitisme interne est un facteur clé qu'il est important de maîtriser en parcs zoologiques. En effet, une infestation parasitaire interne peut être à l'origine d'une altération majeure de l'état général des animaux au contact d'un public pour lequel le bien-être animal est une préoccupation primordiale de nos jours. La base de ce diagnostic repose sur l'examen au microscope des fèces, c'est à dire via la réalisation d'un examen complémentaire simple et à la portée de tout vétérinaire : la coproscopie.
Notre étude a été menée dans le but de rechercher et connaitre les différents parasites intestinaux susceptibles d'exister chez les ruminants sauvages du parc zoologique de Ben-Aknoun. Des analyses qualitatives des fèces de 11 espèces de ruminants sauvages ont ainsi pu être réalisées par la méthode de flottaison, ont permis de mettre en lumière la présence de diverses espèces de parasites chez ces animaux (*Strongles* ; *Eimeria* sp. ; *Nematodirus* sp. ; *Trichostrongles* ; *Marshallagia* sp.).
Toutefois, la reconnaissance des éléments parasitaires trouvés dans les selles d'animaux sauvages captifs, n'est pas toujours facile, en grande partie à cause du manque de description de ceux-ci dans la bibliographie.

Mots clés : ruminants sauvages ; parasites intestinaux ; parc zoologique ; coproscopie ; flottation.

Abstract
Internal parasitism is an important issue to control in zoo. In fact, an internal parasitic infestation can be the cause of a major alteration in the general condition of animals in contact with a public for whom animal welfare is a primary concern nowadays. The basis for this diagnosis is the microscopic examination of faeces, by the realization of a simple complementary examination that can be done by any veterinarian: the coproscopy. Our study was conducted in order to research and know the different intestinal parasites that may exist in wild ruminants in the zoo of Ben-Aknoun . Qualitative analyses of the faeces of 11 different species of wild ruminants were realized using the floatation method and revealed the presence of various species of parasites in these animals. (*Strongles* ; *Eimeria* sp. ; *Nematodirus* sp. ; *Trychostrongle* ; *Marshallagia* sp.).
However, the recognition of parasitic elements found in the feces of captive wild animals is not always easy, due to the lack of description of these parasites in the bibliography.

Key words: wild ruminants; intestinal parasites; zoo; coproscopy; flotation.

الملخص

يعتبر التطفل الداخلي أحد العوامل الاساسية التي يجب السيطرة عليها في حدائق الحيوانات. فالاصابة بالتطفل الداخلي في الحقيقة قد تكون السبب في تدهور الحالة العامة للحيوانات التي يراها العامة، الذين أصبحت رفاهية الحيوانات بالنسبة لهم في غاية الاهمية. يعتمد أساس هذا التشخيص على الفحص المجهري للبراز ، أي من خلال إجراء فحص تكميلي بسيط يمكن لأي طبيب بيطري الوصول إليه: الفحص المجهري. أجريت دراستنا بهدف البحث ومعرفة الطفيليات المعوية المختلفة التي يحتمل وجودها في المجترات البرية في حديقة حيوان بن عكنون.
وهكذا تم إجراء التحليلات النوعية للبراز من 11 نوعًا مختلفًا من المجترات البرية بواسطة طريقة التعويم ، مما جعل من الممكن تسليط الضوءعلى وجود أنواع مختلفة من الطفيليات في هذه الحيوانات
(*Strongles* ; *Eimeria* sp. ; *Nematodirus* sp. ; *Trychostrongle* ; *Marshallagia* ;)..
ومع ذلك ، فإن التعرف على العناصر الطفيلية الموجودة في براز الحيوانات البرية الأسيرة ليس بالأمر السهل دائمًا ، ويرجع ذلك في جزء كبير منه إلى عدم وجود وصف لهذه العناصر في الببليوغرافيا.

الكلمات المفتاحية: المجترات البرية ؛ الطفيليات المعوية؛ حديقة حيوانات ؛ التنظير المعوي.