

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 master

Pour l'obtention du diplôme de Master

en

Médecine vétérinaire

THÈME

PROGRAMMES PROPHYLACTIQUES ET THERAPEUTIQUES APPLIQUES AUX RUMINANTS SAUVAGES EN CAPTIVITES DANS LES PARCS ZOOLOGIQUES: ETUDE BIBLIOGRAPHIQUE

Présenté par :

Mr. DEGHDAGH Taqiyeddine

Mr. BRAHIMI Abderrahim

Soutenu publiquement le 30 Novembre 2020 devant le jury :

Mme. AISSI M.

Pr (ENSV)

Président

Mme. ZENIA S.

MAA (ENSV)

Examinatrice

Mme TAIBI M.

MCA (ENSV)

Promotrice

2019-2020

Remerciements

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 SLAH DJI 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 sœur 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, nourri , rahma, yassmine, asma, rania,.... Vous êtes nombreux lol. , merci de faire partie de ma vie.

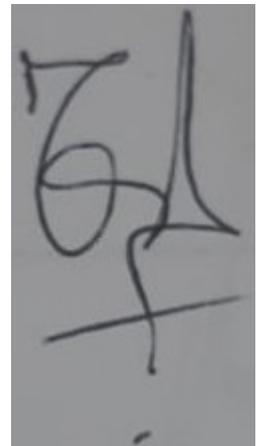
JE VOUS AIME

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.

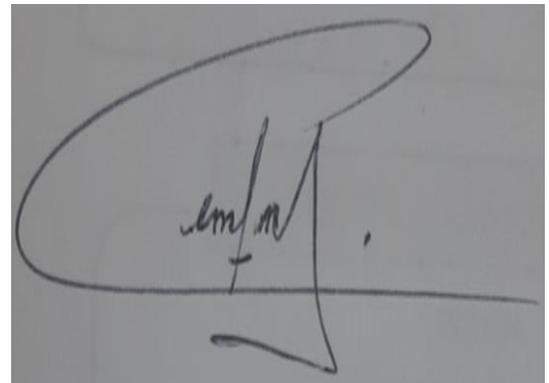
Signature

A vertical rectangular box containing a handwritten signature in black ink. The signature is stylized and appears to be the name 'DEGHDAGH Taqiyeddine'.

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

A handwritten signature in black ink on a light gray background. The signature is stylized and appears to be 'Mr. BRAHIMI Abderrahim' written in a cursive script. The signature is enclosed within a large, thin, hand-drawn oval shape.

	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
➤ <i>Capillaria bovis</i>	8
➤ <i>Cooperia oncophora</i>	9
➤ <i>Toxocara vitulorum (neoascaris vitulorum)</i>	10
➤ <i>Chabertia Ovina</i>	11
➤ <i>Dictyocaulus spp.</i>	12
➤ <i>Nématodirus sp.</i>	13
➤ <i>Les Strongles</i>	15
➤ <i>Trichuris sp.</i>	16

5.1.1.b. Plathelminthes (vers plats)	17
❖ Trematode	17
➤ <i>Fasciola</i> sp.	17
❖ Cestodes	18
➤ <i>Monezia</i> sp.	18
5.1.2. Les protozoaires (parasites unicellulaires)	19
➤ <i>Eimeria</i> sp.	20
➤ <i>Giardia</i> sp.	21
➤ <i>Cryptosporidium</i> sp.	22
6. Diagnostic	23
▪ Compte fécal	23
▪ Compte terrain	24
7. Points de contrôle du parasitisme et prophylaxie sanitaire.....	24
a. Les enclos	25
b. Soins aux animaux et hygiène	26
c. Les soigneurs	27
d. La faune sauvage autochtone	27
e. Les chiens des visiteurs	27
f. Les transferts d'animaux	28
g. La recherche d'éléments parasitaires	28
8. Traitement médical des parasitoses en faune sauvage captive	29
1. Principe de l'allométrie	29
2. Les traitements antiparasitaires des espèces sauvages captives	30
3. Difficultés liées au traitement antiparasitaire des animaux de zoo	33
4. Les résistances aux antiparasitaires	34
❖ Facteurs liés au parasite	35
❖ Facteurs liés au traitement	35
❖ Comment prévenir la résistance ?	36
9. Conclusion	38
REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUE	39
ANNEXES	45
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 <i>Capillaria</i> sp.	8
Figure 11 : œuf de <i>Cooperia Oncophora</i>	9
Figure 12 : œuf de <i>Toxocara vitulorum</i>	10
Figure 13 : œuf de <i>Chabertia</i> sp.	12
Figure 14 : L1 de <i>D. viviparus</i>	13
Figure 15 : œuf de <i>Nematodirus</i> sp.	14
Figure 16 : œuf d'un <i>strongle</i>	15
Figure 17 : œuf de <i>Trichuris</i> sp.	16
Figure 18 : œuf de <i>fasciola</i> sp.	17
Figure 19 : œuf de <i>Moniezia</i> sp.	19
Figure 20 : œuf d' <i>Eimeria cameli</i>	20
Figure 21 : <i>Giardia duodenalis</i>	21
Figure 22 : oocyste de <i>Cryptosporidium</i> sp.	22

Liste des tableaux

	Page
Tableau 1 : statut de conservation de quelques ruminants	4

Liste des annexes

	Page
Annexe 1 : Présentation des ruminants sauvages	45
Annexe 2 : posologies d'antiparasitaires pour herbivores	50

Liste des abréviations

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

Introduction

L'exercice vétérinaire en parc zoologique présente plusieurs particularités, bien évidemment, la pratique de la médecine et de la chirurgie sur des espèces animales non domestiques captives, en est une et s'ajoute à cela l'importance de son rôle dans la prévention de l'apparition de pathologies. Le parasitisme constitue un aspect essentiel de la médecine préventive exercée en parc animalier (**GARAPIN, 2014**).

Les traitements antiparasitaires peuvent être utilisés, par exemple, dans le cas d'une parasitose clinique chez un individu ou chez un groupe d'animaux, ou dans le cadre d'un programme de prophylaxie médicale. Celle-ci est inévitable en parc zoologique. De plus, la prévention des parasitoses cliniques ne peut se faire par la gestion des conditions environnementales seules (**CHOWDHURY N. et ALONSO AGUIRRE A., 2001**).

L'objectif premier est donc d'éviter l'apparition de maladies par la maîtrise de différents points zootechniques. Le rôle du vétérinaire dans la bonne gestion du zoo et dans l'établissement de mesures de prophylaxie efficaces passe avant celui de thérapeute. Parmi les différents points nécessitant une surveillance constante se trouve le parasitisme.

Le contrôle du développement des populations de parasites implique la connaissance de leurs caractéristiques morphologiques et biologiques afin d'établir, dans chaque cas de parasitose, un diagnostic étiologique permettant l'instauration d'un traitement adapté et la mise en place de mesures de prophylaxie efficaces (**CRAIG T, 2009**).

Chez les Ruminants, les parasites les plus fréquents sont les strongles gastro-intestinaux. Ces parasites peuvent être responsables de troubles digestifs et de baisse de croissance chez les jeunes, et parfois de diminution de la production laitière chez femelles. Le contrôle de ces infestations repose essentiellement sur l'utilisation des médicaments antiparasitaires (anthelminthiques). Cependant, un recours très fréquent, peu raisonné et parfois excessif à ces vermifuges peut rendre les parasites résistants au traitement (**RAVINET N et al., 2015**).

Dans notre travail nous avons voulu nous intéresser à la gestion du parasitisme en zoo. Plus particulièrement, notre objectif est de présenter les différents points de contrôles du parasitisme et la démarche thérapeutique appropriée.

Nous allons présenter différents facteurs de risque pouvant influencer sur le parasitisme des animaux au sein d'un parc zoologique. Ces éléments vont par exemple favoriser leur infestation ou encore la persistance d'une parasitose chez un individu. Nous évoquerons aussi quelques points de contrôle importants pour la gestion de ce parasitisme.

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 campagnes (**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 davidensis*), 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).

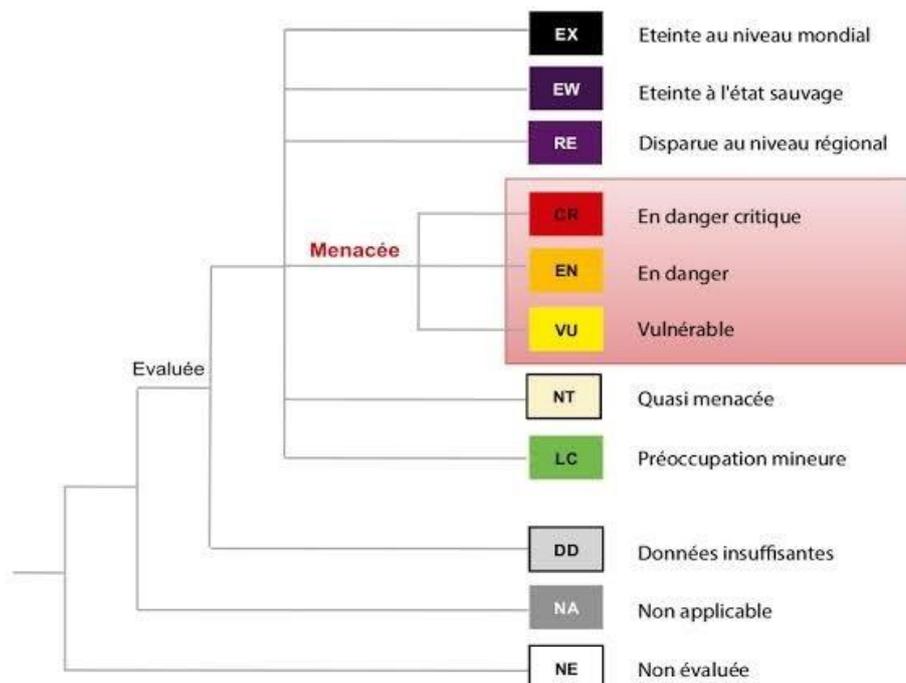


Figure 1 : présentation des catégories de l'IUCN à une échelle régionale (Guide d'IUCN 2012).

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 parasites 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. - Service de Parasitologie de VetAgro Sup – Alpage

➤ *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).

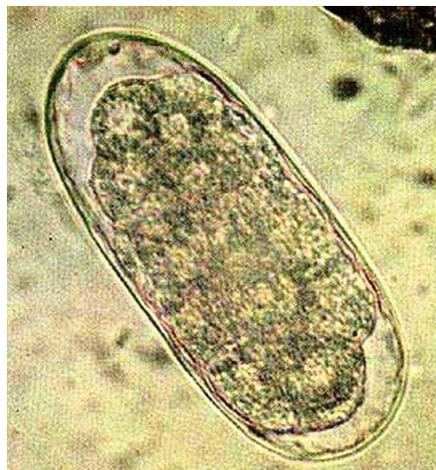


Figure 11 : œuf de *Cooperia Oncophora* (VETSTREAM.COM consulté le 14-11-2020)

- **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 Nématelminthes, 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 parasites 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.

▪ Épidémiologie

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 152-182 μ m x 67-77 μ m. Ils sont différenciables 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)

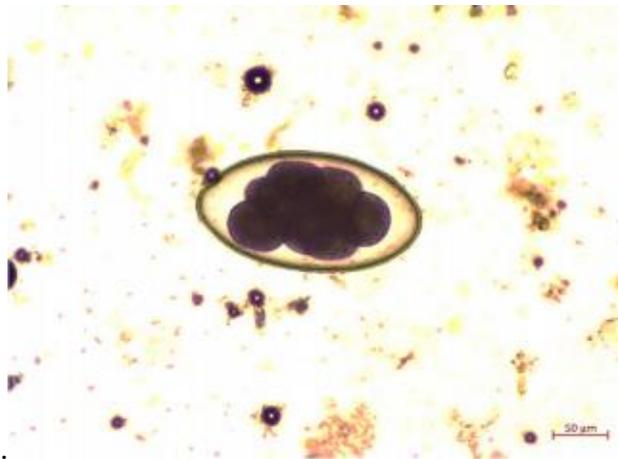


Figure 15 : œuf de *Nematodirus sp* , *Lama Guanaco*
(Service de Parasitologie de VetAgro Sup)

▪ **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 Nématelminthes, 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).

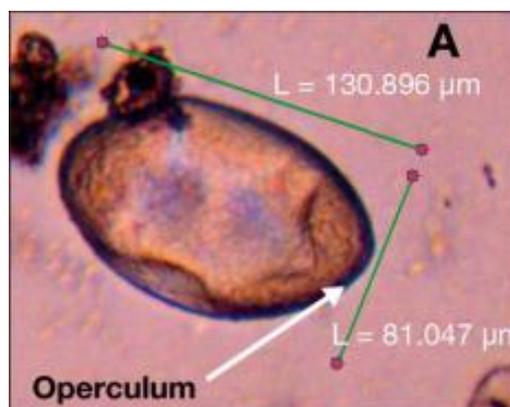


Figure 18 : œuf de *fasciola* sp. (HING et al., 2013)

▪ 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](https://www.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](https://www.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 hexacante.

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. Prolifération 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 x 14µm 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).

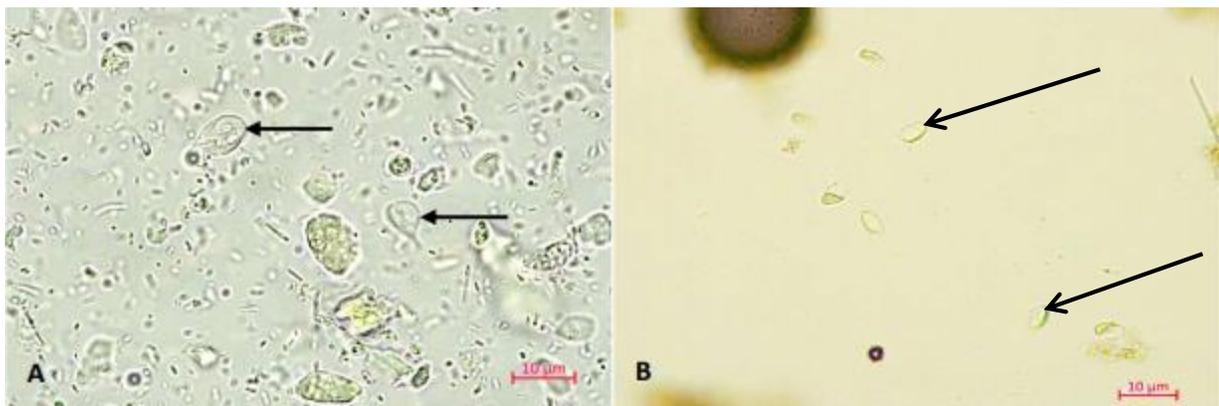


Figure 21 : *Giardia duodenalis* ; **A :** Trophozoïte ; **B :** Oocyste
(Service de Parasitologie de VetAgro Sup)

▪ 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 Cryptosporidiidae renferme un seul genre *Cryptosporidium* et 4 espèces sont actuellement reconnues (CURRENT *et al.*, 1986) :

- *C.parvum* 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 apparaît 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).

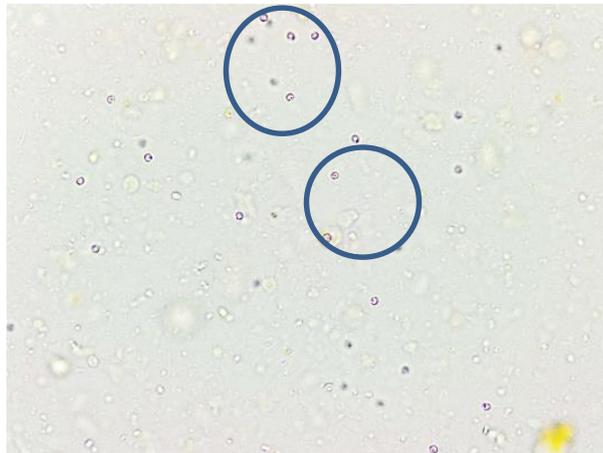


Figure 22 : oocyste de *Cryptosporidium* , Bovin
(Service de Parasitologie de VetAgro Sup)

▪ Epidémiologie

Les sources d'oocystes 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 *Cryptosporidium*, 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, l'historique de leurs traitements antiparasitaires, l'historique des parcelles pâturées, la météorologie (CHRISTIAN B. *et al.*, 2016).

7. Points de contrôle du parasitisme et prophylaxie sanitaire

La prophylaxie sanitaire se définit comme l'ensemble des méthodes ne faisant pas intervenir de traitement médical qui permettent de prévenir, limiter le développement ou de faire disparaître un agent pathogène ou une maladie. Elle n'est pas toujours aisée à mettre en place et, dans la majorité des cas, elle ne suffit pas à elle seule pour assurer une prophylaxie efficace. Elle doit tenir compte de l'identité et le cycle du parasite ainsi que ses caractéristiques biologiques et la résistance des éléments parasitaires infestants dans l'environnement ainsi que des facteurs naturels (lumière, humidité,...) et artificiels (désinfectants) qui peuvent influencer leur résistance ce qui n'est pas toujours évident.

Il existe cependant des points de contrôle du parasitisme global au sein d'un parc sur lesquels se base la prophylaxie sanitaire. Ces paramètres d'apparence très généraux sont essentiels pour prévenir ou gérer au mieux les infestations parasitaires car ils sont à la base de l'hygiène dans un zoo et de la bonne santé des animaux.

Nous allons donner des exemples de points de contrôle concernant différents paramètres.

a. Les enclos

La maîtrise des caractéristiques des enclos et pâtures est un point essentiel. En effet, ceux-ci ne doivent pas favoriser, dans la mesure du possible, la survie, la multiplication et la transmission de parasites. Un exemple est la présence de zones humides dans des pâtures hébergeant des espèces sensibles à *Fasciola hepatica*: celles-ci doivent être asséchées ou clôturées afin que les animaux n'y aient pas accès et ne puissent se contaminer ou se réinfester (**BOURGOIN G., 2011**). De plus, leur conception doit satisfaire les besoins biologiques et comportementaux des animaux pour assurer leur bonne santé et leur bien-être.

ELSHEIKHA H. et KHAN N. (2011) présentent une méthode intéressante pour limiter la charge parasitaire des animaux : la « treat and move strategy ». Cela consiste à traiter les animaux et à les transférer dans une pâture saine. Ceci permettrait d'éliminer les parasites tout en évitant de contaminer des pâtures « vierges ». Le point négatif de cette technique est que, si des parasites survivent, ceux-ci sont probablement résistants au traitement administré, et la nouvelle pâture qui était saine sera alors contaminée par des parasites insensibles à la molécule utilisée. En théorie, on trouve plusieurs points de contrôle du parasitisme ayant une relation avec la conception des enclos :

- La nature des sols ne doit pas favoriser la survie et l'accumulation d'éléments parasitaires.
- Les enclos intérieurs, au minimum, doivent être conçus de manière à pouvoir subir un nettoyage (savon et brossage manuel, nettoyeurs à jet vapeur,...) et une désinfection efficace, et les sols doivent permettre le drainage des eaux de lavage.
- La superficie et l'aménagement de l'enclos doivent répondre aux besoins biologiques et comportementaux des individus (éviter la surpopulation et les autres sources de stress).
- Dans la mesure du possible, l'enclos doit permettre d'éviter au maximum les contacts avec la faune sauvage autochtone.
- L'alimentation doit être distribuée en hauteur ou dans des contenants propres pour éviter l'absorption d'éléments parasitaires présents au sol, ou la contamination de l'aliment par les fèces des animaux.
- Les contenants alimentaires doivent être nettoyés et désinfectés régulièrement.

b. Soins aux animaux et hygiène

En ce qui concerne les soins aux animaux et l'entretien des enclos :

- La provenance et le mode de préparation des aliments ne doivent pas permettre la contamination des animaux par des éléments parasitaires.
- Le régime alimentaire de chaque espèce doit être strictement respecté pour assurer la bonne santé des animaux.
- Le mode de distribution de l'aliment doit permettre l'accès à la nourriture pour tous les individus et éviter tant que possible la compétition alimentaire.
- Les nettoyages et désinfections des enclos et des contenants alimentaires doivent être efficaces et réguliers. Leur fréquence doit être adaptée pour chaque espèce afin d'assurer un bon niveau d'hygiène.
- Les eaux de lavages doivent être récupérées et traitées. Les fèces et déchets alimentaires doivent être éliminés.
- Les locaux de stockage des déchets doivent être préservés des rongeurs et oiseaux sauvages.
- Les ustensiles utilisés pour les nettoyages et les désinfections doivent être propres, en bon état et attribués à un enclos donné. Ce matériel ne doit pas transiter d'un enclos à l'autre pour éviter le transport d'éléments parasitaires (**FOWLER M. et MILLER E., 2011**).
- Les produits d'entretien utilisés doivent être efficaces sur les agents visés.

D'après **DUVAL J. (1994)**, des amendements ajoutés au sol peuvent aider à limiter le développement de parasites.

Par exemple le chlorure de sodium est approprié contre les larves d'*ankylostomatidae* tels que *Bunostomum* sp. (NUNNERY. J., 1953). Le chaulage et l'acidification avec du sulfate de cuivre sont utilisables contre les limnées qui transmettent *Fasciola* sp.. Le sulfate de cuivre agirait sur *Dictyocaulus* sp. (MACKENZIE D., 1967). Le retournement seul de la terre pourrait permettre d'enfouir les éléments parasites pour diminuer le risque de contamination des animaux.

c. Les soigneurs

Pour ce qui est des soigneurs:

- Les soigneurs doivent, si possible, être affectés à un seul secteur donné, là aussi pour limiter leur potentiel rôle de vecteur mécanique de pathogènes.
- Ils doivent respecter les règles élémentaires d'hygiène.
- Ils doivent disposer d'un vestiaire et avoir des vêtements et chaussures maintenus propres et réservés à leur exercice dans le parc, pour éviter les transferts de pathogènes entre le parc et leur domicile par exemple.
- L'usage de pédiluves à l'entrée des enclos peut être intéressant pour permettre un nettoyage et une désinfection relative de leurs chaussures.

Leur emploi du temps doit permettre un temps minimum d'observation des animaux afin que tout problème clinique soit repéré le plus tôt possible (GARAPIN B., 2014).

d. La faune sauvage autochtone

Le rôle de réservoir et de vecteur de parasites de la faune sauvage autochtone ne peut être maîtrisé totalement. Cependant un plan de lutte contre les insectes et les rongeurs doit être mis en place et les enclos doivent permettre d'éviter au maximum les contacts entre les individus du zoo et ces animaux ainsi qu'avec les oiseaux sauvages. De plus, ils ne doivent pas avoir accès aux réserves de nourriture (risque de contamination) (GARAPIN B., 2014).

e. Les chiens des visiteurs

L'autorisation d'accès au parc des animaux des visiteurs est un risque que certains zoos acceptent de prendre. La conception d'aires réservées à la défécation des chiens et la mise à disposition du nécessaire au ramassage de leurs fèces sont alors des points essentiels pour maintenir un certain niveau d'hygiène dans les allées et pour limiter la contamination de l'environnement. Cependant ces mesures sont loin d'avoir une efficacité absolue. De plus, la présence de chiens pourrait être une source non négligeable de stress pour certains animaux.

Refuser l'accès au chien dans les parcs zoologiques semble être la meilleure mesure préventive à appliquer (**GARAPIN B., 2014**).

f. Les transferts d'animaux

Nous avons vu que les transferts d'animaux sont un risque non négligeable d'introduction de parasites, ce risque concernant les animaux du zoo, mais aussi la faune sauvage autochtone et l'homme. Il est recommandé de faire faire des recherches parasitaires avant le départ des animaux avec traitement au besoin et contrôle de son efficacité. Celles-ci doivent être orientées, adaptées à la provenance de l'animal et aux parasitoses dont il peut être porteur. Ceci doit être effectué sur le lieu d'origine de l'animal avant son introduction dans le parc. Le nouvel arrivant devra alors être placé en quarantaine. La quarantaine est un élément clé de la prophylaxie sanitaire (**GARAPIN B., 2014**).

ELSHEIKHA H. et KHAN N. (2011) proposent un exemple de processus de quarantaine pour les ruminants et recommandent un isolement des nouveaux arrivants avant introduction dans un local isolé bétonné ayant subi un vide sanitaire avec un jeûne de 24 heures de l'individu et une triple vermifugation avec une association de moxidectine, lévamisole et albendazole. Ils recommandent aussi une coproscopie quantitative avant le traitement et 14 jours après. L'introduction dans le troupeau se fait après 14 jours d'isolement sous réserve d'une coproscopie post-traitement négative.

Pour ce qui est des enclos poly-spécifiques, le choix des espèces qu'ils comportent doit être mûrement réfléchi et le risque parasitaire évalué avant leur création.

La séparation des classes d'âge dans les groupes est un point important en élevage mais difficile à mettre en place en zoo.

g. La recherche d'éléments parasitaires

Dans la continuité de ceci, la recherche régulière d'éléments parasitaires par les diverses techniques disponibles (coproscopie ...) est un point clé permettant de connaître la faune parasitaire au sein du parc et sa prévalence, de déterminer son impact clinique, de suivre son évolution, d'adapter et de vérifier l'efficacité des traitements mis en place. Cela conditionne certaines autres mesures de prophylaxies, sanitaire mais aussi médicale, qui seront adaptées aux parasites visés (**FAGIOLINI M. et al., 2010**).

8. Traitement médical des parasitoses en faune sauvage captive

Nous commencerons par développer le principe d'allométrie, c'est-à-dire ce qui concerne l'extrapolation de posologies d'une espèce à une autre. Par la suite nous présenterons un ensemble de posologies de molécules utilisables sur un certain panel d'espèces sauvages captives, exotiques ou non. Nous terminerons en évoquant les difficultés inhérentes au traitement des animaux d'un zoo et la question de l'émergence de résistances à certaines molécules antiparasitaires.

1. Principe de l'allométrie

En l'absence d'AMM pour les espèces sauvages, l'utilisation de médicaments en parc animalier repose sur le principe d'allométrie, soit l'extrapolation de la posologie d'une espèce à une autre. Ce principe est notamment utilisé pour le développement de médicament humain, lorsqu'un modèle physiologique est élaboré pour une espèce de laboratoire puis extrapolé à l'Homme (**GARAPIN, 2014**).

Pour les molécules antiparasitaires couramment utilisées en médecine vétérinaire, quelques études pharmacocinétiques ont été menées sur des espèces sauvages, comme chez les Camélidés ou les Eléphantidés (**BEIER III et al., 2000**).

Cependant la plupart du temps, les molécules antiparasitaires sont administrées à des doses empiriques, extrapolées d'espèces domestiques (**FOWLER et MIKOTA, 2006**). L'extrapolation des doses d'antiparasitaires chez les animaux sauvages est principalement basée sur le poids des animaux (**JONES, 1979**). Elle ne tient que rarement compte des différences physiologiques et des variations entre les métabolismes, alors que ces dernières peuvent modifier l'absorption et la distribution des molécules.

Malheureusement, ces connaissances ne sont pas disponibles pour la plupart des espèces concernées (**GANDOLF et al., 2009**). Selon les espèces, on peut observer une variation de la marge thérapeutique ou une éventuelle toxicité (**GARAPIN, 2014**). Pour les antiparasitaires, cela représente un risque d'inefficacité des traitements, tout en favorisant l'apparition de résistances aux antiparasitaires (**GANDOLF et al., 2009**).

- **Méthodes d'extrapolation (CENDRA C., 2012)**

La méthode qui semble être la plus simple à mettre en œuvre lors de la recherche d'une posologie dans le cadre de l'exercice de la médecine vétérinaire en parc zoologique est la méthode de l'extrapolation métabolique qui est basée sur l'obtention des valeurs du Taux Métabolique Basal TMB exprimé en KCal qui reflète la consommation énergétique minimale pour vivre.

$$\text{TMB} = K \times M^{0,75}$$

où K est une constante qui tient compte de la température corporelle moyenne des différents groupes de vertébrés regroupés en taxons, M est la masse corporelle en kg, 0,75 est un coefficient qui n'a pas de sens physiologique propre.

K est spécifique d'un taxon et est basé sur la température corporelle moyenne.

Valeurs de K :

- oiseaux passériformes : 129
- oiseaux non passériformes : 78
- mammifères placentaires : 70
- mammifères marsupiaux : 49

Calcul de la dose pour l'espèce cible :

$$\text{Dose totale}_{\text{cible}} (\text{mg}) = \text{dose totale}_{\text{référence}} (\text{mg}) \times \text{TMB}_{\text{cible}} / \text{TMB}_{\text{référence}}$$

- **Ses limites :**

D'après **RIVIERE J. (2011)**, il y a deux sources d'erreur dans l'extrapolation inter- espèces:

- les variations des profils pharmacocinétiques selon les espèces (distribution, métabolisme, excrétion) avec des caractéristiques propres à certaines espèces qu'il faut prendre en compte.
- les variations de la réponse pharmacodynamique (variation de récepteurs,...). Ce point est la plus grande source de biais.

Un autre obstacle à l'extrapolation allométrique inter-espèces est la présence d'organes chez une espèce donnée dans lesquels la molécule peut se concentrer, être séquestrée, puis éliminée. C'est l'exemple du rumen, ou celui du cæcum chez les équidés.

2. Les traitements antiparasitaires des espèces sauvages captives

Les traitements antiparasitaires peuvent être utilisés, par exemple, dans le cas d'une parasitose clinique chez un individu ou chez un groupe d'animaux, ou dans le cadre d'un programme de prophylaxie médicale. Celle-ci est inévitable en parc zoologique.

En effet, il est impossible de reproduire parfaitement en captivité « l'environnement naturel » des animaux ce qui implique indirectement une plus grande sensibilité aux parasitoses des individus en captivité. De plus, la prévention des parasitoses cliniques ne peut se faire par la gestion des conditions environnementales seules (**CHOWDHURY N. et ALONSO AGUIRRE A., 2001**). Selon le parasite visé, le but du traitement pourra être son éradication, son contrôle ou la réduction de sa population. Cela dépend de son impact clinique ou du risque zoonosique qu'il représente. Il faut cependant garder à l'esprit que dans un écosystème équilibré, il existe une cohabitation entre parasite et hôte avec une évolution conjointe qui ne se fait ni au détriment ni au bénéfice de l'un ou de l'autre. La gestion du parasitisme ne passe donc pas toujours par le traitement de celui-ci, et le maintien d'une charge parasitaire faible peut s'avérer bénéfique dans certains cas (cela dépend du parasite).

Dans le cadre des vermifugations, il est préférable d'utiliser des molécules avec une grande marge de sécurité :

- Le fenbendazole est très utilisé en zoo, il a un large spectre et peut être utilisé chez les femelles gestantes et en lactation.
- L'ivermectine est aussi fréquemment employée (efficacité à faible dose, spectre large, marge de sécurité plus faible) d'après la littérature (**BANDIN A., 2004**), la posologie est souvent donnée à 0,2mg/kg et ce quelle que soit l'espèce. Or des études commencent à montrer que des doses plus fortes seraient nécessaires pour certaines d'entre elles. **BURKHOLDER T et al. (2004)** conseillent d'administrer 0,4 à 0,6mg/kg d'ivermectine en sous-cutané pour un lama (*Lama glama*).

Les coproscopies de contrôle après traitement ont un grand intérêt, d'autant plus que les posologies appliquées sont souvent empiriques. D'après **GOOSSENS E et al. (2006)**, l'ivermectine et le fenbendazole sont très utilisés chez les ruminants sauvages car ils ont une marge thérapeutique relativement grande et sont administrables par voie orale. Les vermifugations sur coproscopie positive restent préférables à une vermifugation à l'aveugle car elles permettent une économie de produits et défavorisent l'apparition de résistances.

Les quatre molécules antiparasitaires différentes les plus utilisées sur les animaux du parc à pied : le fenbendazole, le flubendazole, le pyrantel et l'ivermectine. Le pyrantel a l'avantage d'être très peu absorbé et de rester localisé au niveau du tube digestif, de plus, aucun effet embryotoxique ou tératogène n'a été prouvé selon l'AMM.

Le flubendazole est aussi très peu absorbé et son spectre d'action est large, en revanche son utilisation est déconseillée sur les femelles gestantes ou en lactation. Enfin, l'ivermectine ne doit pas être utilisée sur des femelles en fin de gestation et la marge thérapeutique est plus étroite, cependant le spectre large et son action sur les ectoparasites la rendent très intéressante (<http://www.ircp.anmv.anses.fr>).

Le fenbendazole est la molécule la plus utilisée dans les parcs, l'ivermectine est quant à elle quasi systématiquement injectée à tout animal lors d'une capture ou d'une tranquillisation. D'autres molécules comme la milbémycine oxime, le mébendazole et le praziquantel sont utilisées, mais dans de très rares occasions. Toutes ont des marges de sécurité relativement grandes. Les deux premières ont un spectre large visant des nématodes, et des acariens pour la milbémycine. La dernière vise les plathelminthes. Le mébendazole peut être embryotoxique et tératogène (<http://www.ircp.anmv.anses.fr>). Le diclazuril est un anticoccidien. Quelques caractéristiques des molécules les plus fréquemment utilisées dans les parcs sont présentées dans l'**annexe 2**.

Il n'existe pas de consensus sur les programmes de vermifugation chez les ruminants de zoo à la différence des ruminants d'élevage pour lesquels il y a des recommandations communes, probablement car l'épidémiologie des infestations parasitaires est mieux connue.

Cette absence de consensus pourrait s'expliquer par le fait qu'il existe de grandes différences dans les caractéristiques de structure et de fonctionnement (enclos, hygiène, alimentation,) selon les parcs zoologiques.

Le parasitisme des troupeaux (espèce parasite, taux d'infestation.) varie également beaucoup d'un zoo à l'autre. On peut penser qu'il n'y a pas d'uniformisation possible, le programme de contrôle du parasitisme devant être adapté à l'espèce hôte, à l'individu ou au groupe, au parasite visé, au contexte épidémiologique et environnemental, ...

GOOSSENS E et al. (2006) suggèrent de faire des traitements supplémentaires en période de « stress » durant lesquelles les animaux sont plus sensibles, plus susceptibles de développer des symptômes et d'excréter plus d'éléments parasitaires, et par conséquent d'augmenter la contamination des pâtures. On peut citer en exemple la saison de mises basse, les mises en contact et les captures.

Nous précisons également que la gestion du parasitisme ne peut se baser uniquement sur les traitements dont les résultats peuvent parfois être incertains et dont l'emploi favorise l'apparition de résistances.

3. Difficultés liées au traitement antiparasitaire des animaux de zoo

Plusieurs problèmes se posent lorsque l'on veut vermifuger les animaux d'un parc zoologique. Tout d'abord, le poids n'est que très rarement mesuré précisément, la grande majorité des posologies sont calculées sur une estimation de la masse de l'individu.

Ce point est d'autant plus problématique lors du traitement d'un groupe comprenant des individus de poids, d'âges voire de statuts physiologiques différents (femelles gestantes ou en lactation dans le troupeau).

La distribution du vermifuge dans l'alimentation est aussi une limite. La première raison est que beaucoup d'animaux trient ou refusent de manger l'aliment imprégné du produit. De plus, dans un groupe, la compétition alimentaire peut conduire à des surdosages pour les dominants qui ingèrent plus d'aliment et à des sous-dosages pour les dominés. Il est très difficile d'évaluer la quantité de vermifuge absorbée par un animal lors d'un traitement administré via la nourriture à un groupe dont les individus ne peuvent être séparés, et donc de savoir si la vermifugation sera efficace.

Le choix des molécules est aussi limité. En effet, en raison des risques de surdosages, il est important de choisir des composés à grande marge thérapeutique dans le cadre des traitements oraux et dont la galénique est adaptée. Ce dernier point peut s'avérer très problématique pour des espèces pesant plusieurs tonnes, ou au contraire pour des individus de très petit gabarit. Un autre problème est le manque de données sur les posologies à appliquer pour le traitement d'un parasite précis sur une espèce exotique, la bibliographie étant souvent incomplète. Il arrive que le nom de la molécule soit donné sans posologie ou que la posologie soit incomplètement décrite (durée du traitement souvent manquante); quant au spectre d'action, il est rarement précisé (**CHOWDHURY N. et al., 2001**)

CHOWDHURY N. et ALONSO AGUIRRE A. (2001) décrivent que le traitement contre *Fascioloides magna* chez un cerf de Virginie (*Odocoileus virginianus*) avec du triclabendazole à une posologie de 11 mg/kg pendant 7 jours donne de bons résultats tandis que chez un wapiti (*Cervus canadensis*), il faut traiter avec 50 à 60 mg/kg pour obtenir une efficacité. De même un traitement avec du bithionol à 30 mg/kg une à deux fois par jour sera efficace pour traiter les trématodes du daim (*Dama dama*) mais pas pour celles du mouflon de Corse (*Ovis ammon musimon*). On en conclut donc que l'efficacité d'un traitement antiparasitaire sur deux espèces, appartenant pourtant au même ordre, n'est pas la même et que l'extrapolation d'une posologie d'une espèce à une autre n'aboutit pas toujours à un résultat satisfaisant.

Un autre exemple est celui de l'infestation du mouflon par *Muellerius* sp., *Nematodirus* sp. ou *Oesophagostomum* sp. qui doit être traitée avec 0,6mg/kg d'ivermectine (SC) alors que la posologie « standard » est de 0,2 mg/kg pour les ovins et caprins domestiques (**CHOWDHURY N. et ALONSO AGUIRRE A., 2001**).

Ceci peut en partie s'expliquer par la différence de biodisponibilité d'une molécule antihelminthique selon l'espèce (**ELSHEIKHA H. et KHAN N., 2011**). Celle-ci est par exemple plus faible chez la chèvre que chez le mouton pour certains antiparasitaires comme le lévamisole ou les benzimidazoles, ce qui nécessite de donner à un caprin une dose plus forte que celle d'un ovin.

Il est donc difficile de connaître la posologie efficace pour une espèce sauvage. La toxicité possible des molécules antiparasitaires utilisées est aussi à considérer. Le manque de données bibliographiques pour une posologie peut être en partie pallié par le recours à l'approche allométrique.

4. Les résistances aux antiparasitaires

D'après **ELSHEIKHA H. et KHAN N. (2011)**, la résistance aux antihelminthiques se définit comme un changement génétique héritable dans une population de parasites qui produit une altération de la sensibilité aux produits chimiques de cette population. Cette définition est valable pour les antiparasitaires au sens large.

RIOU M. (2009) définit quatre types de résistance :

- La résistance simple qui ne concerne qu'un seul antiparasitaire.
- La résistance de famille qui engage plusieurs molécules de la même famille avec le même mode d'action.
- La résistance croisée qui inclut des molécules qui ont la même cible mais qui sont de familles différentes.
- La résistance multiple, pour des antiparasitaires de familles et de cibles différentes.

Les allèles de résistance existent déjà dans la population parasitaire. Les parasites porteurs restent rares sauf s'ils gagnent un avantage de survie sur le reste de la population par l'emploi d'antiparasitaires auxquels ils ne sont pas sensibles. Les vermifugations révèlent la résistance, elles ne la créent pas. (**ELSHEIKHA H. et al., 2011**)

L'amplification des allèles de résistance dans une population de parasites est un processus lent et progressif qui requiert une pression de sélection sur de nombreuses générations pendant plusieurs années avant que la fréquence des allèles n'atteigne un niveau dans la population qui puisse être détecté par expérimentation.

Une amplification encore plus grande est nécessaire avant que la résistance ait des répercussions cliniques sous forme d'échecs prophylactiques ou thérapeutiques. L'évolution est donc d'abord lente et indétectable, puis rapide. Sans programme de surveillance, la détection de résistances sera tardive, quand cette dernière sera clinique et très répandue (**ELSHEIKHA H. et al., 2011**).

Certains facteurs sont reconnus comme favorisant l'émergence de résistances :

❖ Facteurs liés au parasite

- un cycle court.
- un fort taux de reproduction.
- des taux rapides d'évolution des séquences génétiques.
- un haut niveau de variabilité génétique sur une grande partie de la population.

❖ Facteurs liés au traitement

- des traitements trop fréquents qui diminuent la population de refugia (représenté par les parasites non exposés aux antiparasitaires) et qui exercent une pression de sélection continue.

- les sous-dosages, liés à une sous-estimation du poids ou intentionnels afin de diminuer les coûts. La méconnaissance de la dose efficace pour traiter une parasitose chez une espèce exotique donnée peut aussi être à l'origine d'un sous-dosage par ignorance de la dose efficace nécessaire.

- le traitement simultané de tous les animaux du troupeau : dans un groupe, on considère que 20 à 30 % des individus portent 80% des parasites, et que la majorité des animaux ont une faible charge parasitaire (**ELSHEIKHA H. et al., 2011**).

D'après **ELSHEIKHA H. et KHAN N. (2011)** le traitement du groupe entier aurait donc peu d'intérêt et diminuerait la population de parasite refugia qu'ils portent. Cela est discutable : en effet, le traitement limite la charge parasitaire, l'excrétion et donc la contamination des pâtures et des congénères. Si tout le groupe est traité, seuls des éléments résistants seront émis ensuite par l'animal selon ces auteurs, toutefois, il y aura peu d'émission d'éléments parasitaires viables si le traitement est bien conduit. De plus, les larves enkystées non atteintes par les traitements demeurent une source de refugia.

- le traitement quand il y a peu de refugia dans les pâtures, c'est-à-dire dans les périodes très froides ou très chaudes ou trop sèches où il y a peu de stades libres des parasites. La majorité de la population parasitaire serait alors portée par les hôtes et donc une plus grande partie serait exposée au traitement, ce qui favorise en un sens l'émergence de résistance

d'après **ELSHEIKHA H. et KHAN N. (2011)**, mais cela permet aussi d'éliminer une plus grande partie de la population parasitaire si le traitement est effectué avec succès. Dans cette même source bibliographique, une hypothèse similaire est émise pour l'utilisation trop fréquente de molécules larvicides telles que la moxidectine ou le fenbendazole.

Les « déplacements » de l'hôte (transferts d'animaux par exemple) auraient aussi un rôle dans la dissémination des gènes de résistance (**ELSHEIKHA H. et al., 2011**).

Certaines résistances se développeraient plus ou moins vite selon l'hôte et le parasite sans qu'on puisse l'expliquer ou le prédire. Différents facteurs joueraient sur ce phénomène : la biologie et l'épidémiologie du parasite, la dynamique de la relation hôte-parasite, la pharmacocinétique des molécules (**ELSHEIKHA H. et al., 2011**).

❖ Comment prévenir la résistance ?

Pour ne pas favoriser l'émergence de résistances, il est recommandé de changer de famille de molécule antiparasitaire régulièrement. D'après **ELSHEIKHA H. et KHAN N. (2011)**, des fréquences élevées de traitements antiparasitaires sont directement liées à l'apparition de résistances aux antihelminthiques. L'auteur propose alors un traitement sélectif des animaux avec une charge parasitaire significative et avec des conséquences cliniques uniquement.

De plus, il est nécessaire de contrôler les animaux avant leur introduction pour détecter les porteurs de parasites potentiellement résistants. Des tests sont également réalisables pour rechercher ces parasites résistants.

Un autre point important est de maintenir une population dite « refugia ». Ce terme désigne l'ensemble des parasites qui ne sont pas exposés à l'antiparasitaire au moment du traitement: ce sont les stades libres (œufs, L1 et L2 dans certains cas,...), les stades enkystés, les parasites portés par des animaux non traités.... Ce refugia n'est pas soumis à la pression de sélection des antiparasitaires. Préserver une certaine proportion de parasites issus de ce refugia permet de ralentir l'apparition de résistances (ceci a été confirmé par des études expérimentales sur des moutons et par des modèles informatiques). En effet, cela permet de maintenir des allèles de sensibilité dans la population parasitaire. De plus les parasites sensibles exercent une pression, ils sont en compétition avec les parasites résistants et limitent leur développement. Or, pour préserver au maximum ce refugia, il faudrait ne jamais traiter ce qui, en pratique, n'est pas acceptable. Il faut donc raisonner les traitements et établir des programmes de contrôle concrètement réalisables et efficaces (**ELSHEIKHA H. et al., 2011**).

Synthèse bibliographique

La gestion et la prévention des résistances sont de plus en plus importantes à considérer, d'autant plus que celles-ci constituent un problème grandissant en élevage qui a peut-être déjà atteint certains parcs zoologiques.

Conclusion

9. Conclusion

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.

La mise en place des mesures de prophylaxie n'est pas toujours simple et de nombreux obstacles s'opposent à leur application pratique. Cette dernière ne sera donc jamais parfaitement exécutée, ce qui ne signifie pas qu'il n'y aura aucune efficacité. Ces mesures doivent prendre en compte le cycle (monoxène ou dixène, hypobiose possible ou non) et l'épidémiologie des différents parasites visés ainsi que leur impact sur la santé des animaux, des employés du zoo et des visiteurs.

Par conséquent, la gestion du parasitisme en parc animalier repose aussi bien sur l'utilisation de traitements antiparasitaires. Cependant, travailler avec de multiples espèces sauvages soulève des problématiques vis-à-vis des molécules antiparasitaires, leur posologie et de leur efficacité, ainsi que la résistance des parasites en jeu.

Nous soulignons enfin qu'une grande partie des points de contrôle ne vise pas précisément la prévention des infestations parasitaires mais le maintien d'un état de bonne santé général des animaux du parc, ce qui est l'objectif premier. La maîtrise des paramètres zootechniques est donc nécessaire avant de chercher à élaborer des mesures de prophylaxie et traitement plus précises.

Références bibliographiques

Références bibliographiques

1. **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.
2. **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.
3. **ASRES, A. ; AMHA, N., 2014.** Effect of Stress on Animal Health : A Review. *Journal of Biology* 7.
4. **BANDIN A., 2004,** Étude comparative de l'infestation parasitaire de cinq espèces mammifères en parc animalier. Thèse de doctorat vétérinaire, Université Claude Bernard, Lyon, 144p
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. **BEIER III, E., LEHENBAUER, T.W., SANGIAH, S., 2000b,** Oral pharmacokinetics of fenbendazole in llamas, South American camelids. *Small Ruminant Research* 37, 209–214.
7. **BEUGNET, F.; POLACK, B.; DANG, H., 2004.** *Atlas de coproscopie*; Kalianxis: Clichy; ISBN 978-2-915758-02-3.
8. **BOURGOIN G., 2011.** Maladies parasitaires gastro-intestinales des ruminants. Cours de maladies parasitaires des ruminants, 3ème année, VetAgro Sup.
9. **BURKHOLDER T., JENSEN J., CHEN H., JUNKINS K., CHATFIELD J., BOOTHE D., 2004,** Plasma evaluation for ivermectin in llamas (*Lama glama*) after standard subcutaneous dosing. *Journal of Zoo and Wildlife Medicine*, 35,(3), 395-396.
10. **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.
11. **CENDRA C., 2012,** Extrapolation des doses inter-espèces : exemple des antiparasitaires digestifs utilisés chez les felidés sauvages. Thèse de doctorat en pharmacie, Université Paris-sud, Faculté de Pharmacie de Chatenay-malabry, 121p.
12. **CHARTIER C, ITARD J, MOREL PC, TRONCY PM., 2000.** Précis de parasitologie vétérinaire tropicale. Universités francophones: Tec Doc et Editions médicales internationales.

Références bibliographiques

13. **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.
14. **CHOWDHURY, N., AGUIRRE, A.A., 2001.** *Helminths of wildlife*; Eds.; Science Publishers: Enfield, N.H; ISBN 978-1-57808-092-2.
15. **CHOWDHURY N., ALONSO AGUIRRE A., 2001,** *Helminths of wildlife*. CABI, 672p.
16. **Christian BOURCE, Christelle BOURILLON (CDS 03), Jean DEVUN, COMBES, C., 1995.** *Interactions durables: écologie et évolution du parasitisme; écologie*; Dunod : Masson: Paris,; ISBN 978-2-225-84800-1.
17. **CURRENT, W.L. ; GARCIA, L.S., 1991.** Cryptosporidiosis. *Clin. Microbiol. Rev.* 4, 325–358, doi:10.1128/CMR.4.3.325.
18. **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.
19. **DORCHIES, P., 2012.** *Vade-Mecum de parasitologie clinique des bovins* ; Ed. ; Vade-Mecum ; Editions Med'com: Paris; ISBN 978-2-35403-079-7.
20. **DORNY, P.; CLAEREBOUT, E.; VERCRUYSSSE, 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.
21. **ELSHEIKHA, H., KHAN, N.A., 2011.** *Essentials of veterinary parasitology*; Eds.; Caister Academic Press: Norfolk, UK; ISBN 978-1-904455-80-6.
22. **EUZEBY, J., 1986.** *Protozoologie médicale comparée*; Lyon; Vol. 1; ISBN 978-2-901773-36-8.
23. **FAGIOLINI M., LIA R., LARICCHIUTA P., CAVICCHIO P., MANNELLA R., CAFARCHIA C., OTRANTO D., FINOTELLO R., PERRUCCI S., 2010,** Gastrointestinal parasites in mammals of two italian zoological gardens. *Journal of Zoo and Wildlife Medicine* 41,(4),662-670.
24. **FOWLER, M.E., MILLER, R.E., 1999.** *Zoo & wild animal medicine: current therapy*; Eds.; 4[th ed.]; W.B. Saunders: Philadelphia; ISBN 978-0-7216-8664-6.
25. **FREITAS, J.F.T. DE; J, M., 1961.** de mendoncac Novo Capilariineo do gênero *Aonchotheca* Lopez-Neyra, 1947 (Nematoda, Trichuroidea). 59 : 59–6.
26. **GANDOLF et al., 2009,** The pharmacokinetics of orally administered ivermectin in African elephants (*Loxodonta africana*): implications for parasite elimination. *Journal of Zoo and Wildlife Medicine* 40, 107–112.

Références bibliographiques

27. **GARAPIN, B.**, 2014, Etude de parasitoses par coproscopie au Safari de Peaugres. Thèse de doctorat vétérinaire, Université Claude Bernard, Lyon, 196 p.
28. **GOOSSENS E., VERCROYSSSE J., VERCAMMEN F., DORNY P.**, 2006, Evaluation of three strategic parasite control programs in captive wild ruminants. *Journal of Zoo and Wildlife Medicine* 37,(1), 20-26
29. **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.
30. **GROVES, C.P.; GRUBB, P.**, 2011. *Ungulate taxonomy*; Johns Hopkins University Press: Baltimore, Md.; ISBN 978-1-4214-0329-8.
31. **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.
32. **HERBEUVAL, A.**, 2002. Nématode parasite du tube digestif chez les ovins, étude bibliographique. Thèse Med.Vet. ., Paul Sabatier: Toulouse. 112p.
33. **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.
34. **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
35. **JONES, D.M.**, 1979, The husbandry and veterinary care of captive rhinoceroses. *International Zoo Yearbook* 19, 239–252. Doi: 10.1111/j.1748-1090.1979.tb00572.x
36. **JONES, K., PATEL, N., LEVY, M. et al.** Global trends in emerging infectious diseases. *Nature* 451, 990–993. <https://doi.org/10.1038/nature06536>.
37. **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.
38. **LATHUILLIERE, A.**, 2018, Realisation d'un atlas coproscopique sur des herbivores de parcs animaliers en France. Thèse Med.Vet., école vétérinaire Lyon: Lyon. 306p
39. **LE GUYADER, Hervé et LECOINTRE, Guillaume**, 2016. La classification phylogénétique du vivant. France : Belin. Classificatoin phylogénétique du vivant, n° 4.
40. **LECOINTRE, G.; LE GUYADER, H.**, 2016. *Classification phylogénétique du vivant*; 3. éd., revue et augm.; Belin: Paris; ISBN 978-2-7011-4273-9.

Références bibliographiques

41. 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.
42. MACKENZIE D., 1967, Goat husbandry. Faber and Faber, Londres, 95p.
43. MENDOZA, C., 2019. *La faune sauvage, un reflet de la pollution environnementale?* ; Mémoire de Master en Médecine vétérinaire & santé animale, 28p.
44. MEREDITH, A.L.; BEASEY, A., 1991. Ivermectin treatment of ascaridis in captive cheetahs (*Acinonyx jubatus*). *Veterinary Record* 129 (11) 241 242.
45. 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.
46. 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.
47. NIELSEN C.A, NEILAND K.A., 1974. Sheep disease report. Departement of fish and game, Juneau, Alaska. 104p.
48. NUNNERY J., 1953, The control of internal parasites by the application of chemicals to the soil. *Auburn Veterinarian*, Alabama, 10,(1),48-51.
49. RAHARINIRAINY T., 2000. Ascaridose et la mortalité des veaux dans le Sud-ouest de Madagascar [Mémoire]. Sciences Agronomiques: Antananarivo; 89 p.
50. 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.
51. RIVIERE J., 2011, Comparative Pharmacokinetics: Principles, techniques and applications, 2ème édition. Wiley-Blackwell, 443p.
52. SCHELCHER, F., REBILLARD, A., RABOISSON, D., 2008. La cryptosporidiose bovine : du traitement à la prévention. *Le nouveau praticien vétérinaire* 129, 41.
53. SCHNYDER, O., 1906. Beitrag zur Kenntnis der Magen-Darmstrongylosis der sogen. Kaltbrandigkeit des Rindes. Thèse Med.Vet., Zürich, 95p.
54. 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.
55. TAYLOR, M.A.; COOP, R.L.; WALL, R.L., 2007. *Veterinary Parasitology*; Wiley: Hoboken, ISBN 978-1-118-68711-6.

Références bibliographiques

56. **THOMAS M. CRAIG, 2009.** in Food Animal Practice (Fifth Edition) ; Helminth Parasites of the Ruminant Gastrointestinal Tract, 736p.
57. **RAVINET N., CHAUVIN A., CHARTIER C., DUVAUCHELLE –WACHE A. 2015.** UMT Maîtrise de la Santé des troupeaux bovins, «Guide d'intervention pour la maîtrise du risque parasitaire lié aux strongles digestifs en troupeaux bovins laitiers », , 121 p.
58. **VILLENEUVE A., 2003.** Les zoonoses parasitaires. L'infection chez les animaux et chez l'Homme. Les presses de l'Université de Montréal, 506p.
59. **VILLENEUVE A, 2013.** Les parasites des bovins : fiches parasitaires. *Laboratoire de parasitologie, Faculté de médecine vétérinaire Saint-Hyacinthe*,20p.
60. **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

61. **ARMIA NAGUIB, 2014.** Intestinal parasite ([présentation](#)) by Armia Naguib. 41p.
62. **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]
52. **ANONYME2 :** Ecole Nationale Veterinaire de Lyon, *Moniezia* spp., http://alizarine.vetagro-sup.fr/copro-parasite/sommaire/diagnostic_par_especes/bovins/fiche_para/f_moniezia_oeuf.htm [Consulté le 15 novembre 2020]
64. **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].
65. **ARMIA NAGUIB, 2014.** <https://fr.slideshare.net/armianaguib/intestinal-parasite-by-armia-naguib>. [Consulté le 15 novembre 2020].
66. **DUVAL J., 1994,** Ecological agriculture projects. Moyens de lutte contre les parasites internes chez les ruminants [en ligne] Adresse URL: <http://eap.mcgill.ca/agrobio/ab370-04.htm> [Consulté le 22 novembre 2020].
67. **Ecole Nationale Vétérinaire de Lyon,** *Eimeria* spp , http://alizarine.vetagrosup.fr/coproparasite/sommaire/diagnostic_par_especes/bovins/fiche_para/f_eimeria.htm. [Consulté le 15 novembre 2020].

Références bibliographiques

68. **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].
69. **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]
70. **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]
71. **P.Junquera, 2017**. COOPERIA spp, https://parasitipedia.net/index.php?option=com_content&view=article&id=2632&Itemid=2910. [Consulté le 15 novembre 2020]
72. **P.Junquera, 2017**. CHABERTIA OVINA, https://parasitipedia.net/index.php?option=com_content&view=article&id=2633&Itemid=2911. [Consulté le 15 novembre 2020]
73. **P.Junquera, 2017**. TOXOCARA VITULORUM, https://parasitipedia.net/index.php?option=com_content&view=article&id=2638&Itemid=2916. [Consulté le 15 novembre 2020]
74. **CDC.gov: Centers for disease control and prevention, Fascioliasis**, <https://www.cdc.gov/dpdx/fascioliasis/index.html>. [Consulté le 15 novembre 2020]
75. **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	<p>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).</p>
Caractéristiques physique	<p>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.</p>
Mode de vie	<p>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.</p>
Répartition géographique et habitat	<p>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 .</p>
Alimentation	<p>Le guanaco mange des graminées, des plantes herbacées, des arbustes, des mousses, du lichen.</p>
Gestation et maturité sexuel	<p>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.</p>

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. 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.
Répartition géographique et habitat	
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 gestation 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	<p>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 leucisme 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).</p> <p>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.</p>
Caractéristiques physique	
Mode de vie	<p>Les mâles sont solitaires ou bien ils vivent en groupes de célibataires et ne rejoignent les femelles qu'au moment du rut .</p> <p>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.</p>
Répartition géographique et habitat	
Alimentation	<p>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).</p>
Gestation et maturité sexuel	<p>La gestation de la daine est de 8 mois. Un faon naît, parfois deux, au mois de juin/juillet.</p>

7. Mouflon de Corse

Morphologie	<p>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.</p> <p>En Corse, en l'absence de bouquetins (<i>Capra ibex</i>), seuls les agneaux de Mouflon de Corse peuvent être confondus avec des chevreaux ou des agneaux domestiques, ou de rares chevreaux sauvages (Fig.10).</p>
- Caractéristiques physique	<ul style="list-style-type: none"> • 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	<p>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. 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.</p> <p>Son habitat : Il vit dans des prairies et des landes et préfère les régions peu arrosées à faible enneigement.</p>
Répartition géographique et habitat	
Alimentation	<p>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.</p>
Gestation et maturité sexuel	<p>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.</p>

Annexe 2 : Posologie d'antiparasitaires pour les herbivores

Espèce/ groupe d'espèces	Molécule	Posologie	Parasites visés	Remarque	Références
herbivores	Closantel	5mg/kg SC	<i>Fasciola hepatica</i>		CHOWDHURY N. (2001)
	Nitroxinil	10mg/kg SC	<i>Fasciola hepatica</i>		
	Rafoxanide	3mg/kg SC	<i>Fasciola hepatica</i>		
		7,5-10mg/kg PO	<i>Fasciola hepatica</i>		
	Triclabendazole	10mg/kg PO 2j	<i>Fasciola hepatica</i> , <i>Dicrocoelium dendriticum</i>		
artiodactyles	Thiabendazole	50- 100mg/kg/j 3 à 5j	<i>Haemonchus</i> , <i>Ostertagia</i> , <i>Tichostrongylus</i> sp., <i>Oesophagostomum</i> , <i>Ascarops</i> sp., <i>Physocephalus</i> sp., <i>Hyostrongylus</i> sp., <i>Ascaris</i> sp., <i>Nematodirus</i> sp., <i>Cooperia</i> sp., <i>Bunostomum</i> sp., <i>Chabertia</i> sp., <i>Strongyloides</i> sp.		FOWLER M., (1986)
	Mébandazole	10-15mg/kg/j PO 2j	<i>Haemonchus</i> , <i>Ostertagia</i> , <i>Tichostrongylus</i> sp., <i>Oesophagostomum</i> , <i>Ascarops</i> sp., <i>Physocephalus</i> sp., <i>Hyostrongylus</i> sp., <i>Ascaris</i> sp., <i>Nematodirus</i> sp., <i>Cooperia</i> sp., <i>Bunostomum</i> sp., <i>Chabertia</i> sp., <i>Strongyloides</i> sp.		

artiodactyles	Lévamisole	8-10mg/Kg Po	<i>Haemonchus</i> , <i>Ostertagia</i> , <i>Tichostrongylus</i> sp., <i>Oesophagostomum</i> , <i>Ascarops</i> sp., <i>Physocephalus</i> sp., <i>Hyostrongylus</i> sp., <i>Ascaris</i> sp., <i>Nematodirus</i> sp., <i>Cooperia</i> sp., <i>Bunostomum</i> sp., <i>Chabertia</i> sp., <i>Strongyloides</i> sp.		FOWLER M., (1986)
		8-10mg/Kg/J Po 2 À 5j	<i>Haemonchus</i> , <i>Ostertagia</i> , <i>Tichostrongylus</i> sp., <i>Trichuris</i> sp., <i>Oesophagostomum</i> sp.	Attention aux surdosages: traiter individuellem ent, pas par lot d'animaux.	
	Dichlorvos	25mg/Kg	<i>Haemonchus</i> sp., <i>Ascarops</i> sp., <i>Physocephalus</i> sp., <i>Hyostrongylus</i> sp., <i>Ascaris</i> sp., <i>Nematodirus</i> sp., <i>Trichuris</i> sp., <i>Cooperia</i> sp., <i>Bunostomum</i> sp., <i>Ostertagia</i> sp., <i>Tichostrongylus</i> sp., <i>Oesophagostomum</i> sp., <i>Chabertia</i> sp., <i>Strongyloides</i> sp.	Risque de toxicité	
		30mg/Kg PO En Une Fois	<i>Trichuris</i> sp.		
	Niclosamide	50-75mg/Kg Po	Cestodes (<i>Moniezia</i> sp., <i>Thysanosoma</i> sp., <i>Echinococcus</i> sp., <i>Taenia</i> sp.)		
	Tétramisole	10-15mg/Kg	<i>Dictyocaulus</i> sp., <i>Pneumostrongylus</i> sp., <i>Protostrongylus</i> sp., <i>Parelaphostrongylus</i> sp.		

artiodactyles	Amprolium	10mg/kg/j 5j	<i>Eimeria sp.</i>		FOWLER M., (1986)
	Sulfadiméthoxine/ Sulfaméthazine	50mg/kg/j 10j	<i>Eimeria sp., Toxoplasma sp.</i>		
	Sulfapyrazine/ Sulfadiazine	50mg/kg/j 10j	<i>Toxoplasma sp.</i>		
artiodactyles (suidae)	Fébantel	5mg/kg	Strongles adultes		CHOWDHURY N. (2001)
	Fenbendazole	35mg/kg	<i>Metastrongylus sp.</i> , nématodes pulmonaires et intestinaux	Moins efficace sur les porcins sauvages que sur le porc domestique	
	Lévamisole	7,5mg/kg	<i>Metastrongylus sp.</i> , nématodes pulmonaires et intestinaux		
	Ivermectine	0,3mg/kg	<i>Metastrongylus sp.</i>		
camélidés	Triclabendazole	10mg/kg PO 2j à répéter si nécessaire	<i>Fasciola hepatica, Dicrocoelium dendriticum</i>		CHOWDHURY N. (2001)
camélidés d'Amérique du Sud	Clorsulon	7mg/kg PO 2 fois à 45- 60j d'intervalle.	<i>Fasciola hepatica, F.gigantea</i>		FOWLER M., (1998)
	Praziquantel	2,5-10mg/kg PO ou en parentéral	<i>Moniezia expansa, M.benedeni</i>		
camélidés d'Amérique du Sud	Fenbendazole	10-15mg/kg	<i>Moniezia expansa, M.benedeni</i>		CHOWDHURY N. (2001)
		10mg/kg 1-3j PO	<i>Moniezia sp.</i>		
	Thiabendazole	66mg/kg PO			FOWLER M., (1998)

camélidés d'Amérique du Sud	Mébandazole	22mg/kg PO			FOWLER M., (1998)
	Ivermectine	0,2mg/kg PO ou SC			
	Lévamisole	5-8mg/kg PO			
	Pyrantel Pamoate	18mg/kg PO			
lama et alpaga	Ivermectine	0,2mg/kg SC1 fois	<i>Trichostrongylus sp., Oesophagostomum sp.</i>		GEURDENA T., VAN HEMELRIJKB K. (2005)
petits ruminants	Fenbendazole	0,7mg/kg 7j	<i>Trichostrongylus sp.</i>		CHOWDHURY N., ALONSO AGUIRRE A.(2001)
ovins	Praziquantel	3,75mg/kg	<i>Moniezia expansa</i>		
antilopes, hippotragues et caprins	Fenbendazole	8,5mg/kg	<i>Trichostrongylus sp., Trichuris sp., Strongyloides sp., Nematodirus sp..</i>		
cervidae	Fenbendazole	15mg/kg 7 jours	Nématodes gastro-intestinaux		
	Ivermectine	0,4mg/kg			FOWLER M., MILLER E. (2007)
cervidae et tragulidae	Diclazuril	Même dose que les pour ruminants	Coccidies		FOWLER M., MILLER E. (2003)
	Triclabendazole	Même dose que les pour ruminants	Trématodes		

marsupiaux et monotrèmes	thiabendazole	44mg/kg	<i>Trichostrongylus sp</i>		FOWLER M., (1986)
	sulfadoxine trimethoprime	5mg/kg IM SID 5j	<i>Theileria sp. (T.ornithorhynchi), Trypanosoma sp. (T.binneyi)</i>		FOWLER M., (1993)
	ivermectine	200ug/kg SC	Tiques		
	toltrazuril	25mg/kg PO 3j	Coccidies (<i>Eimeria wilcanniensis, E.arundeli, Isospora boughtoni</i>)	Traitement peu efficace	FOWLER M., MILLER E. (2003)
marsupiaux	niclosamide	150mg/kg	<i>Fasciola sp., Echinostoma sp., Paramphistomum sp.</i>		CHOWDHURY N. (2001)
	mébendazole	20mg/kg 5 j	<i>Fasciola sp., Echinostoma sp., Paramphistomum sp.</i>		
	mébendazole	25mg/kg 2 j	Nématodes		
	ivermectine	0,2mg/kg PO ou SC	Nématodes		
macropodes	ivermectine	200ug/kg PO , SC ou topique	Plathelminthes et nemathelminthes		JACKSON S. (2007)
	moxidectine	200-500ug/kg PO, SC ou topique			
	toltrazuril	25mg/kg PO SID 3j			
	clindamycine	11mg/kg BID PO ou IM 30j ou plus	<i>Toxoplasma sp.</i>	Peu efficace	
	atovaquone	50-100mg/kg/j au moins 30j	<i>Toxoplasma sp.</i>	Peu efficace.	
	trimethoprime sulfadiazine	Respectivement 8mg/kg et 40mg/kg IM BID 7j	<i>Eimeria sp.</i>		JACKSON S. (2007)

ruminants et équins	ivermectine	0,2mg/kg			FOWLER M., MILLER E. (2007)
	lévamisole	7,5mg/kg			
	fébantel	5mg/kg	Strongles adultes		CHOWDHURY N. (2001)
	fenbendazole	7,5mg/kg			FOWLER M., MILLER E. (2007)
ovins sauvages	ivermectine	0,2-1mg/kg			FOWLER M., (1993)
yak	fébantel	5mg/kg 3j	<i>Trichuris sp.</i>		CHOWDHURY N., ALONSO AGUIRRE A. (2001)
buffle	fébantel	5-10mg/kg	Toxocarose intestinale		
gazelle	ivermectine	SC 0,2mg/kg	<i>Ostertagia sp., Cooperia sp., Trichostrongylus sp., Trichuris sp., Nematodirus sp., Strongyloides sp.</i>	Meilleure efficacité que le mebendazole	
cerf élaphe	ivermectine	0,4mg/kg SC	<i>Ostertagia sp.</i>	Meilleure efficacité que le fenbendazole	CHOWDHURY N., ALONSO AGUIRRE A. (2001)
		0,5mg/kg en topique	<i>Dictyocaulus sp.</i>		
mouflon	ivermectine	0,6mg/kg SC	<i>Muellerius sp., Nematodirus sp., Oesophagostomum sp.</i>		
bison américain	ivermectine	0,5mg/kg en pour on	<i>Ostertagia sp.</i>		

oryx d'arabie	fenbendazole	7,5mg/kg 3j PO	<i>Trichostrongylus sp., Camelostrongylus sp.</i>	Peu efficace	GOOSSENS E. et al (2006)
	ivermectine	0,2mg/kg PO 3j	<i>Trichostrongylus sp., Camelostrongylus sp.</i>	Efficace	
		0,2mg/kg SC 1 fois	<i>Camelostrongylus mentulatus, Trichostrongylus sp, Trichuris cervicaprae, Nematodirus spathiger</i>	Il est conseillé de faire ce traitement une fois par an	FOWLER M., MILLER E. (1999)
lama	ivermectine	0,2mg/kg PO ou SC	Nématodes	Sûr et efficace	CHOWDHURY N., ALONSO GUIRRE A. (2001)
		0,2mg/kg SC toutes les 3 semaines	<i>Parelaphostrongylus tenuis</i>	En prévention	BURKHOLDER T. et al (2004)
		0,4-0,6mg/kg SC 1 fois			
	mebendazole	5-10mg/kg 13 j	Nématodes		CHOWDHURY N., ALONSO GUIRRE A. (2001)
chameau	fébantel	10mg/kg	Nématodes pulmonaires	Seulement en cas de faible infestation.	
dromadaire	fébantel	7,5mg/kg	Strongles adultes		

Résumé : Le parasitisme et sa gestion sont une préoccupation majeure en parc zoologique.

Divers facteurs de risque peuvent favoriser l'introduction de parasites et l'infestation des animaux.

Un plan de prophylaxie sanitaire et médicale doit être établi en conséquence et adapté au cas par cas. Cependant, l'acquisition et l'utilisation de molécules antiparasitaires en zoo présentent des limites, et la menace de l'émergence de résistances à ces produits doit être considérée.

Dans notre travail nous avons présenté les différents points de contrôles et les paramètres qu'il faut maîtriser à fin de faire face au parasitisme dans les zoo, ainsi que la prophylaxie avec ces deux branches (sanitaire et médical) et en fin la démarche thérapeutique appropriée.

Mots clés : parasitisme ; prophylaxie ; traitement ; points de contrôles ; antiparasitaires.

Abstract: Parasitism and its management are a major concern in zoos.

Various risk factors can promote the introduction of parasites and infestation of animals.

A sanitary and medical prophylaxis plan must be established accordingly and adapted on a case-by-case basis. However, the acquisition and use of antiparasitic molecules in zoos present limits, and the threat of the emergence of resistance to these products must be considered.

In our work we have presented the different control points and parameters that must be controlled in order to deal with parasitism in zoos, as well as the prophylaxis with these two branches (sanitary and medical) and finally the appropriate therapeutic approach.

Key words: parasitism; prophylaxis; treatment; control points; parasiticides.

ملخص

يعتبر التطفل وإدارته مصدر قلق كبير في حدائق الحيوانات.

يمكن لعوامل الخطر المختلفة أن تعزز دخول الطفيليات وإصابة الحيوانات.

يجب وضع خطة الوقاية الصحية والطبية وفقاً لذلك وتكييفها على أساس كل حالة على حدة. ومع ذلك ، فإن اكتساب واستخدام الجزيئات المضادة للطفيليات في حدائق الحيوانات يمثل حدوداً ، ويجب مراعاة خطر ظهور مقاومة لهذه المنتجات.

قدمنا في عملنا نقاط التحكم المختلفة والمعايير التي يجب التحكم فيها من أجل التعامل مع التطفل في حدائق الحيوانات ، وكذلك الوقاية من هذين الفرعين (الصحي والطبي) وأخيراً النهج العلاجي المناسب.

الكلمات الأساسية: التطفل ؛ الوقاية. علاج او معاملة؛ نقاط المراقبة؛ مبيدات طفيليات.