

**ECOLE NATIONALE VETERINAIRE DE LYON**

Année 2007 - Thèse n° 046

**RECENSEMENT DES PARASITES DIGESTIFS  
DES PETITS CAMELIDES (GENRE LLAMA) EN  
FRANCE**

**THESE**

Présentée à l'UNIVERSITE CLAUDE-BERNARD - LYON I  
(Médecine - Pharmacie)  
et soutenue publiquement le 13 juillet 2007  
pour obtenir le grade de Docteur Vétérinaire

par

*OLLAGNIER Catherine*  
Née le 8 février 1982  
à Oullins (*Rhône*)





Directeur : Stéphane MARTINOT

	PR EX	PR 1	PR 2	MC	Contractuel, Associé, IPAC et ISPY	AERC	Chargés de consultations et d'enseignement
<b>DEPARTEMENT SANTE PUBLIQUE VETERINAIRE</b>							
Microbiologie, Immunologie, Pathologie Générale	Y. RICHARD		A. KODJO	V. GUERIN-FAUBLEE D. GREZEL			
Pathologie Infectieuse			A. LACHERETZ M. ARTOIS	J. VALARD MP. CALLAIT CARDINAL L. ZENNER			
Parasitologie et Maladies Parasitaires	MC. CHAUVÉ	G. BOURDOISEAU					
Qualité et Sécurité des Aliments			P. DEMONT C. VERNOZ A. LACHERETZ	A. GONTHER S. COLARDELLE			
Législation et Jurisprudence				P. SABATIER ML. DELIGNETTE K. CHALVET-MONFRAY			
Bio-informatique - Bio-statistique							
<b>DEPARTEMENT ANIMAUX DE COMPAGNIE</b>							
Anatomie			T. ROGER	S. SAWAYA	C. BOULOCHE ME. DUQUOS		
Chirurgie et Anesthésiologie		J.P. GENEVOIS	D. FAU E. VIGUIER D. REMY		S. JUNOT (MCC) K. PORTIER (MCC) C. DECOSSNE-JUNOT (MCC)	C. CAROZZO	
Anatomie-pathologique/Dermatologie-Cancérologie			C. FLEURY	T. MARCHAL	P. BELLU D. PIN		
Hématologie			C. FOURNEL		D. WATTELOT-VIREUX (MCC)		
Médecine interne		J.L. CADORE		L. CHABANNE F. PONCE M. HUGONNARD C. ESCRIOLL	J. SONET (MCC)		I. BUBLOT
Imagerie Médicale							
<b>DEPARTEMENT PRODUCTIONS ANIMALES</b>							
Zootechnie, Ethologie et Economie Rurale		M. FRANCK		L. MOUNIER			
Nutrition et Alimentation				D. GRANCHER L. ALVES DE OLIVEIRA G. EGON			
Biologie et Pathologie de Reproduction		F. BADINAND	M. RACHAL-BRETIN	S. BUFF P. GUERIN	A. C. LEFRANC		
Pathologie Animaux de Production		P. BEZILLE	T. ALOGNINOVA	R. FRIKHA M.A. ARCANGIOLI D. LE GRAND			G. LESOBRE P. DEBARNOT D. LAURENT
<b>DEPARTEMENT SCIENCES BIOLOGIQUES</b>							
Physiologie/Thérapeutique				J.J. THEBAULT J.M. BONNET-GARIN			
Biophysique/Biochimie		E. BENOIT E. GARNIER		T. BURONFOSSÉ			
Génétique et Biologie moléculaire		G. KECK	P. JAUSSAUD P. BERNY	V. LAMBERT	C. FARMER T. AVISON		
Pharmacie/Toxicologie Législation du Médicament							
Langues							
<b>DEPARTEMENT HIPPIQUE</b>							
Pathologie équine		J.L. CADORE		A. BENAMOU-SMITH			
Clinique équine		O. LEPAGE		A. LEBLOND	M. GLANGL		



# Remerciements

## **A Monsieur le Professeur GHARIB**

de l'université CLAUDE BERNARD-Lyon 1,  
qui nous à fait l'honneur d'accepter la présidence du jury de thèse,  
Hommages respectueux.

## **A Monsieur le Professeur BOURDOISEAU**

de l'Ecole Nationale Vétérinaire de LYON  
pour l'attention qu'il a porté à la conception et à la réalisation de notre travail,  
Profonds remerciements.

## **A Madame le Professeur CALLAIT CARDINAL**

de l'Ecole Nationale Vétérinaire de Lyon  
qui a eu la bienveillance d'accepter de faire partie de notre jury,  
Sincères remerciements.

## **Au Docteur B. GIUDICELLI**

de l'association française des petits camélidés  
pour sa collaboration efficace  
Sincères remerciements.

## **A Madame L. ROY**

du laboratoire de parasitologie de L'Ecole Nationale Vétérinaire de LYON  
qui nous a aidé à la réalisation pratique de notre étude  
Amicale reconnaissance.



**A Benoit,**  
pour ton amour, pour ton soutien,  
pour tout ce que tu es  
Merci !

**A ma Famille,**  
pour leur réconfort, leur patience et tout ce qu'ils m'ont apporté afin d'être ce que je suis  
aujourd'hui  
un grand merci

**A mon Carré,**  
toujours présent, du début à la fin  
et pour longtemps encore !

**A mes Amis,**  
compagnons de fou rires et autres délires  
que la fête continue...



# TABLE DES MATIERES

	Page
Table des figures.....	- 4 -
Table des tableaux.....	- 5 -
Table des annexes.....	- 6-
Introduction :	- 6 -
I. PARTIE BIBLIOGRAPHIQUE : Les parasites digestifs des petits camélidés	- 9 -
A. Présentation des parasites détectables par coproscopie.....	- 13 -
1. Parasites de l'estomac .....	- 13 -
a. Famille des Trichostrongylidae : .....	- 14 -
b. Famille des Gongylonématidae .....	- 20 -
2. Parasites de l'intestin grêle.....	- 21 -
a. Famille des trichostrongylidae : .....	- 22 -
b. Famille des Ankylostomatidae : .....	- 24 -
c. Famille des Strongylidae : .....	- 25 -
d. Famille des Strongyloïdidae:.....	- 27 -
e. Famille des Trichuridae : .....	- 29 -
f. Famille des Anoplocephalidae : .....	- 30 -
g. Familles des Eimeriidae et Cryptosporidiidae : .....	- 32 -
h. Famille des Hexamitidae:.....	- 35 -
3. Parasites du côlon et du rectum.....	- 36 -
a. Famille des strongylidae : .....	- 37 -
b. Famille des Trichuridae : .....	- 38 -
c. Famille des Oxyuridae : .....	- 40 -
4. Parasite du foie : .....	- 41 -
a. Famille des Fascioloïdeia : .....	- 41 -

b.	Famille des Dicroceloides :	.....	- 43 -
B.	Suspicion et maîtrise des parasitoses	.....	- 47 -
1.	Symptômes :	.....	- 47 -
a.	Symptômes associés à des parasites qui suivent un cycle pneumogastroentérique :	.....	- 47 -
b.	Symptômes associés à des parasites qui résident dans le foie:	.....	- 48 -
2.	Traitements :	.....	- 48 -
3.	Epidémiologie et prophylaxie:	.....	- 53 -
a.	Les strongyloses :	.....	- 53 -
b.	Les Trématodoses :	.....	- 55 -
c.	Cestodose :	.....	- 56 -
d.	Coccidiose :	.....	- 56 -
II.	PARTIE EXPERIMENTALE : recensement de la faune parasitaire des petits camélidés		
	par coproscopie :		- 59 -
A.	Présentation de l'enquête et de ses objectifs :	.....	- 59 -
B.	Matériels et méthode :	.....	- 59 -
1.	La population cible	.....	- 59 -
2.	L'échantillonnage	.....	- 59 -
3.	La méthode de prélèvement	.....	- 60 -
4.	La méthode de coproscopie	.....	- 60 -
5.	La reconnaissance des parasites	.....	- 61 -
C.	Résultats :	.....	- 62 -
1.	La population cible	.....	- 62 -
2.	Les prélèvements	.....	- 63 -
3.	La conduite d'élevage	.....	- 64 -
D.	Discussion	.....	- 66 -

1. Le protocole.....	- 66 -
a. l'échantillonnage .....	- 66 -
b. les prélèvements .....	- 66 -
c. la méthode de coproscopie .....	- 67 -
d. l'expérimentateur .....	- 67 -
2. Les résultats .....	- 68 -
3. Analyse des résultats en comparaison avec d'autres études similaires .....	- 70 -
Conclusion	-73-
Bibliographie	
Annexes	

Table des figures :

Fig. 1 : Un Alpaga (*Llama pacos*)

Fig. 2 : Le lama

Fig. 3 : L'alpaga

Fig. 4 : Œufs de strongle

Fig. 5 : Œuf de *Nematodirus*

Fig. 6 : Cycle de *Strongyloides*

Fig. 7 : Ookyste d'*Eimeria*

Fig. 8 : Ookyste d'*Eimeria macusaniensis*

Fig. 9 : Cycle de coccidies

Fig. 10 : Œuf de *Trichure*

Fig. 11 : Cycle de *Fasciola hepatica*

Fig. 12 : Œuf de *Dicrocoelium lanceolatum*

Fig. 13 : Principales espèces parasites et leurs localisations

Fig. 14 : Trajet de lecture d'une lamelle

Fig. 15 : Répartition des éleveurs participants

Fig. 16 : Pourcentage d'animaux dont les prélèvements contiennent des parasites

Fig. 17 : Pourcentage des différents parasites retrouvés dans les coproscopies positives

Table des tableaux :

Tab 1 : Physiologies des différents compartiments des Llamas

Tab 2 : Spectre des anthelminthiques

Tab 3 : Posologie et voie d'administration des anthelminthiques

Tab 4 : Traitement des coccidies

Tab 5 : Prophylaxie médicale des coccidioses

Tab 6 : Résultats de l'échantillonnage

Tab 7 : Résultats des coproscopies

Tab 8 : Présentation des élevages

Tab 9 : Espèce présentes sur le site d'élevage

Tab 10 : Molécules utilisées pour la dernière vermifugation

Tab 11 : Programme annuel de vermifugation

Tab 12 : Comparaison des résultats des différentes études

Table des Annexes :

Annexe 1 : Anatomie des estomacs et intestins de Llama

Annexe 2 : Tableau de classification

Annexe 3 : Protocole de prélèvement des fèces

Annexe 4 : Questionnaire de renseignement pour les éleveurs participants

Annexe 5 : Communiqué aux éleveurs pour l'étude du parasitisme des petits camélidés en France

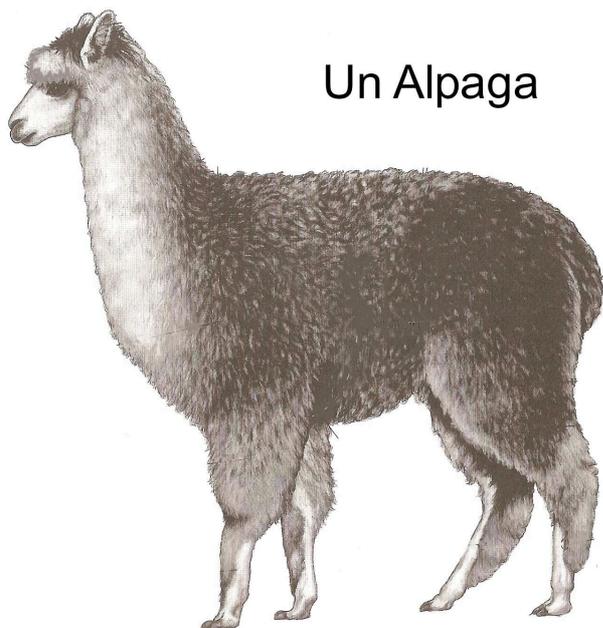
Annexe 6 : Résultats des 36 coproscopies

Annexe 7 : Réponse sur la conduite d'élevage

Annexe 8 : Protocole de vermifugation des élevages

## **Introduction :**

Les petits camélidés appartiennent à un groupe de pseudo-ruminants : ils ne possèdent que trois estomacs au lieu de quatre. Ce groupe comprend les lamas (*Llama glama*), les alpagas (*Llama pacos*), les vigognes (*Vicugna vicugna*) et les guanacos (*Llama guanicoë*). Certains scientifiques considèrent que le lama et l'alpaga sont les descendants domestiqués du guanaco. La vigogne serait un proche cousin du guanaco (LAGRANGE C, MARTINEAU C, 1989). La vigogne et le guanaco sont des espèces sauvages.



Un Alpaga

Les petits camélidés sont natifs d'Amérique du sud où ils sont élevés pour la viande, la laine et le portage. Ils pâturent en semi liberté, sur l'Altiplano, à plus de 4000 mètres d'altitude. Ils sont parfois mélangés à quelques ovins.

Depuis quelques dizaines d'années, les petits camélidés sont de plus en plus nombreux à être élevés en dehors de l'Amérique du sud.

Les changements d'altitude, de climat et d'entourage (présence de bovins, d'ovins et d'équidés) sont propices au développement d'une nouvelle faune parasitaire.

Cependant il n'existe qu'une seule étude qui date de plus de 10 ans concernant les parasites des petits camélidés en France. Notre étude vise donc à actualiser les connaissances en réalisant le recensement de la faune parasitaire des petits camélidés de France par coproscopie.

Dans la partie bibliographique de l'étude, les espèces de parasites digestifs des petits camélidés seront détaillées. Cette première partie sera abordée du point de vue du clinicien : ainsi, les parasites ne sont pas répertoriés selon leur classification, mais selon leur position dans l'appareil digestif.

Cette approche est adaptée à une bonne compréhension des symptômes, des traitements et de la prophylaxie qui seront traités à la fin de cette partie.

Dans une deuxième partie expérimentale, l'objectif de l'enquête sera explicité. Le matériel et les méthodes qui ont permis de l'atteindre seront ensuite détaillés. Enfin, les résultats seront exposés et discutés.

### *Présentation des petits camélidés :*

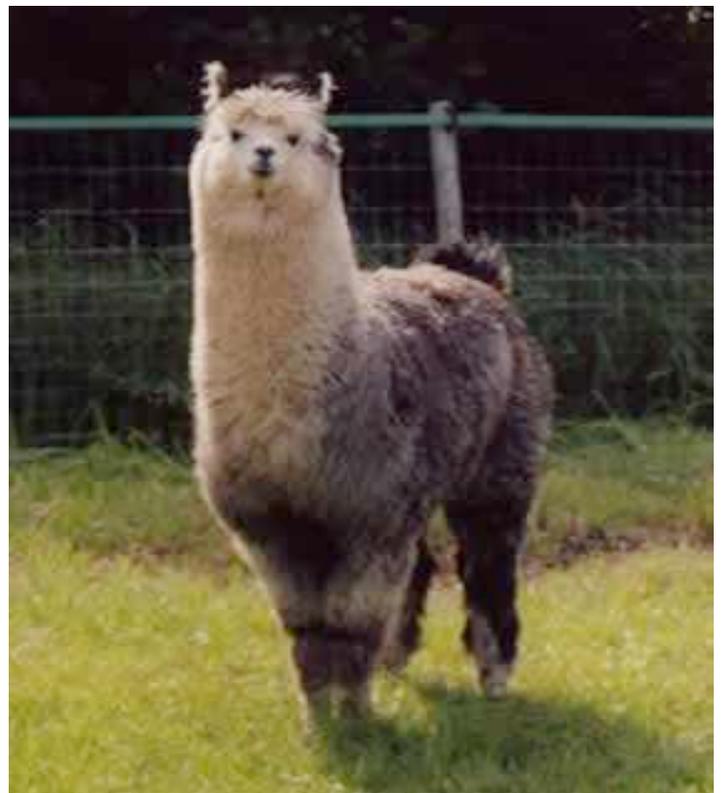
Les petits camélidés appartiennent à l'ordre des *Artyodactyle*, et à la famille *Camélidae*. Les ancêtres des camélidés (*Ocamelus*) étaient situés en Amérique du nord, il y a 40 millions d'années. Puis une partie des *Ocamelus* a traversé le détroit de Behring pour atteindre l'Asie : leurs descendants sont les chameaux (*Camelus bactrianus*). Ils ont ensuite continué jusqu'en Afrique : leurs descendants sont les dromadaires (*Camelus dromedarius*). Une autre partie des *Ocamelus* a migré jusqu'en Amérique du sud : leurs descendants sont les petits camélidés.

### **La morphologie :**



**Figure 2 :Le lama (Llama glama) (photographie B. Giudicelli)**

Le lama est le plus grand des petits camélidés. Les mâles peuvent peser jusqu'à 180 kg et mesurer jusqu'à 1m30 au garrot.



**Figure 3 :L'alpaga (Llama pacos) (Photographie C. Bochaton)**

Plus petit que le lama, l'alpaga mesure entre 80 à 90 cm au garrot et pèse jusqu'à 80kg.

Il est surtout élevé pour sa laine, dont la qualité lui à fait une réputation mondiale.

### **Alimentation :**

Les besoins alimentaires varient bien sûr selon l'âge, la taille, le travail, les conditions extérieures, la maternité ou l'allaitement. La ration est constituée de 50 à 100% de fourrage (foin de pré de première coupe). Il faut se baser sur une consommation de 1,8 à 2,5% du poids de l'animal. Selon l'état physiologique de l'animal (femelle pleine, ou allaitante, mâle en randonnée..) il est nécessaire de compléter avec des céréales.

Au niveau alimentation, le lama est plus rustique que l'alpaga. Il demande : herbe, fourrage, feuilles ou broussailles. L'alpaga préférera des prés ou des endroits plus humides mais consommera peu les buissons.

La superficie à leur consacrer dépendra de la qualité et quantité que produit la parcelle. Là où on compte 7 moutons à l'hectare, on peut envisager de mettre 5 lamas. Lamas et alpagas ont la réputation d'être sobres, comme leurs cousins d'Afrique, mais il faut tout de même leur assurer une eau propre tous les jours.

### **La reproduction :**

Chez les camélidés sud-américains, l'ovulation sera induite par la saillie du mâle. Une des premières conséquences de ce phénomène est qu'il n'y a pas de saison particulière d'accouplement. Une jeune femelle peut être mise au mâle vers 14 - 18 mois, selon son développement. Un jeune mâle peut remplir son rôle à partir de 2 ans 1/2 - 3 ans.

La durée de gestation sera en moyenne de 350 jours chez le lama, 335 jours chez l'alpaga. Mais il existe de grande variation dans la durée de gestation, la femelle ne mettant bas que quand les conditions extérieures sont clémentes. Aucune mise-bas n'a lieu par exemple les jours de pluie ou les jours où il fait froid : la femelle porte son petit jusqu'à ce que la

météorologie s'adoucisce. La plupart des mise-bas ont lieu le jour, entre 5 h et 14 h, et se passent généralement sans problème. Les naissances gémellaires sont extrêmement rares.

Le jeune peut être sevré vers 6 mois. Le petit peut aussi être laissé avec sa mère: il continuera alors à téter beaucoup plus longtemps. Dans tous les cas, il conviendra de séparer le jeune au moins un mois avant la mise-bas suivante.

### **Le comportement :**

Les lamas, alpagas, guanacos ou vigognes, ont une vie sociale très structurée, avec rapport de hiérarchie ou "d'amitié". Le mâle est chargé de protéger le groupe par rapport à l'extérieur, mais ce sont les femelles qui dominent à l'intérieur de la famille. Le mâle accepte difficilement d'autres mâles, concurrents potentiels, au milieu de ses femelles. La position des oreilles et de la queue ainsi que l'émission de toute une série de bruits variés vont ponctuer cette vie sociale. Les sons émis par les lamas ou alpagas sont très discrets.

Les petits camélidés crachent pour montrer leur mécontentement. Il est normal que les lamas crachent entre eux, mais ils ne doivent pas cracher sciemment sur l'homme (de même qu'il n'est pas normal qu'un chien morde spontanément un être humain). (site de L'AFPC)



# **I. PARTIE BIBLIOGRAPHIQUE : Les parasites digestifs des petits camélidés**

## **A. Présentation des parasites détectables par coproscopie**

### **1. Parasites de l'estomac**

*Rappel de l'anatomo-physiologie de l'estomac :*

Les camélidés ont une physiologie digestive très particulière, bien différente des ruminants, du fait qu'ils ne possèdent que trois estomacs au lieu de quatre. Bien que l'on fasse souvent l'analogie entre les estomacs des camélidés et ceux des ruminants, les compartiments ne fonctionnent pas de façon identique. C'est pourquoi les compartiments sont nommés C1, C2 et C3 plutôt que rumen, réseau, feuillet et caillette. (Annexe 1 : Anatomie du tractus digestif des petits camélidés).

Le compartiment C1 (comparable au rumen) est divisé en un sac crânial et un sac caudal. La partie dorsale des sacs possède un épithélium uni stratifié non kératinisé et sans papilles. La partie ventrale possède des saccules glandulaires, tapissées par un épithélium contenant des glandes mucineuses. Elle est à l'origine de l'absorption rapide d'eau, de soluté, et des acides gras volatils (AGV).

Le compartiment C2, beaucoup plus petit, possède des sillons recouverts d'un épithélium glandulaire, sauf au niveau de la petite courbure.

Les compartiments C1 et C2 réalisent une fermentation anaérobie grâce à une faune et une flore adaptées à la métabolisation des fibres des végétaux. Le compartiment C2 se termine à l'entrée d'un compartiment allongé (C3), entièrement recouvert d'une muqueuse, dont la nature diffère selon la localisation : les premiers 4/5 sont tapissés d'une muqueuse identique à celle de C1 et C2, et le dernier cinquième est tapissé d'une muqueuse glandulaire sécrétant l'acide et les enzymes de la digestion. (CHURCH DC, 1976).

Un résumé des différentes caractéristiques physiologiques des compartiments de petits camélidés est présenté dans le tableau 1.

Compartiment	PH	temps de rétention (en heure)			volume du compartiment	Fonction
		Liquide	Particule <0.02cm	Particule >0.02cm		
C1	6.4-7.0		20.3	>40	83%	Fermentation, absorption d'eau, de soluté et d'AGV
C2	6.4-7.1	9.6	20.3		6%	Fermentation, absorption d'eau, de soluté et d'AGV
C3	6.5 crânial <2-3 caudal	5.7	9		11%	absorption d'eau de solutés, digestion

**Tableau 1 : Physiologie des différents compartiments des *Llama***

Les cycles de rumination sont identiques chez les ruminants et les camélidés sauf que les camélidés ruminent principalement la nuit. Les camélidés sont significativement mieux adaptés à la digestion de substances sèches composées de fibres, de cellulose et de protéines de faible qualité, grâce à l'efficacité supérieure de leur système de digestion et leur meilleure capacité à recycler l'urée (WILSON RT, 1989).

#### *Les parasites des estomacs :*

Dans le compartiment C3, les parasites retrouvés sont uniquement des nématodes, avec une majorité de strongles. Les strongles sont des parasites appartenant à l'ordre des *Strongylida*, dont les œufs sont morphologiquement indifférenciables : pour connaître l'espèce de strongle, il faut impérativement passer par la coproculture.

## **NEMATODE :**

### *a. Famille des Trichostrongylidae :*

Des strongles de la famille des *Trichostrongylidae* sont retrouvés dans les compartiments des petits camélidés: *Camelostongylus*, *Ostertagia*, *Teladorsagia*, *Trichostrongylus*,

*Marshallagia*, *Haemonchus*, *Graphinema* (WROSYCHUK R, 1989). Ces parasites présentent beaucoup de points communs dans leur morphologie et leur cycle ; leurs caractéristiques et leur biologie sont présentées ci après.

❖ Morphologie :

Les vers adultes mesurent de 12 à 30 mm de longueur selon l'espèce. Ils sont caractérisés par la présence d'une capsule buccale associée parfois à une vésicule céphalique. Les mâles possèdent une bourse copulatrice.



**Fig. 4 : Œuf de Strongle sp**



**Fig. 5 : Œuf de Nématodirus**

**Morphologie des œufs de strongle (photographies personnelles).**

Les œufs de strongles ont une taille moyenne de 85  $\mu\text{m}$  sur leur grand axe (80-90 $\mu\text{m}$  x 40-45 $\mu\text{m}$ ).

Ils ont une forme ellipsoïde et une couleur grisâtre ; leur coque est mince. L'œuf contient une morula plus ou moins segmentée, qui ne remplit pas la totalité de l'œuf. Les œufs peuvent être parfois larvés : ils renferment alors la larve 1. ([www.vet-lyon.fr](http://www.vet-lyon.fr))

Les œufs de strongle ont une morphologie assez caractéristique et sont facilement détectés dans les fèces, d'autant plus que les femelles adultes ont une prolificité importante.

❖ Cycle :

Les strongles digestifs sont monoxènes (un seul hôte), leur cycle se déroule en 2 phases.

-Phase exogène :

Les œufs sont expulsés avec les fèces, où ils éclosent, libérant ainsi la Larve 1 (L1) dans le milieu extérieur. L'ensemble des stades L1, L2, L3 reste dans le milieu extérieur, les larves se nourrissant alors de bactéries.

-Phase endogène :

La larve L3, infestante, monte aux extrémités des herbes, accroissant ainsi sa chance d'être ingérée par un hôte définitif. Lorsque la larve L3 se trouve dans le tube digestif de l'hôte, elle s'enfouit dans la muqueuse où se déroulent les mues en L4 puis en L5, puis de L5 en adulte. Seul l'adulte se situe dans la lumière du tube digestif, où il reste accroché à la muqueuse grâce à sa capsule buccale.

Les œufs pondus par l'adulte sont directement libérés dans les fèces. Il peut parfois intervenir un phénomène d'hypobiose : le cycle s'interrompt, les larves L3 restent enfouies dans la muqueuse pendant plusieurs mois sans réaliser de mue. Ce stade de L3 en hypobiose permet la survie de l'espèce tant que les conditions climatiques extérieures ne sont pas favorables au développement des larves lors la phase exogène.

La période prépatente s'étend de 20 à 56 jours selon l'espèce parasite, en dehors de tout phénomène d'hypobiose. Le phénomène d'hypobiose a été observé sur des lamas en Amérique du sud et du nord (RICKARD LG, 1994).

❖ Specs parasites:

**Trichostrongylus:**

Espèces citées : *Trichostrongylus axei*, *T. vitrinus*, *T. colubriformis*, *T. longispicularis* (RICKARD LG, 1994).

Son cycle correspond à celui décrit précédemment, sa période prépatente est de 20 jours. La période de maturation des larves dans le milieu extérieur est d'environ 5-6 jours dans des conditions optimales. Les mues de L3 à l'adulte ont lieu dans le compartiment C3 ou dans l'intestin grêle.

Il est généralement peu pathogène, seules des gastrites peuvent apparaître lors de la levée de l'hypobiose.

### **Ostertagia :**

Espèces citées : *Ostertagia ostertagi*, *O. lyrata*, *O. circumcisa* (FOWLER ME, 1995)

Strongle particulièrement pathogène, il possède 2 types de cycle.

Le premier correspond au cycle habituel des strongles. Le second comprend une phase d'hypobiose, où la larve L3 reste enchâssée dans la muqueuse de C3 pendant plusieurs mois, permettant ainsi la survie du parasite lorsque les conditions extérieures sont défavorables. Lors de la levée d'hypobiose de nombreuses larves L5 sortent de la muqueuse, et provoquent ainsi une large détérioration de celle-ci, la surexposant alors à des infections opportunistes.

De plus, les nombreux adultes issus des larves L5 sont histophages : ils accentuent la détérioration de la muqueuse.

La période prépatente varie en fonction du cycle, pour un cycle sans hypobiose elle est de 21 jours.

### **Marshallagia :**

Espèce citée : *Marshallagia marshallagi* (FOWLER ME, 1995)

Cette espèce de parasite très proche d'Ostertagia, ne se retrouve qu'à l'ouest des Etats Unis.

### **Camelostongylus :**

Espèce citée : *Camelostongylus mentulatus* (FOWLER ME, 1995)

Parasite très fréquent du 3ème compartiment, il possède un cycle très proche d'ostertagia. On retrouve cette espèce en Australie, en Amérique du sud, et aux Etats-Unis (FOWLER ME, 1995). Il est spécifique des petits camélidés (RICKARD LG, 1994).

**Graphinema :**

Espèce citée : *Graphinema auchenia* (FOWLER ME, 1995)

Ce parasite n'est rencontré qu'en Amérique du sud. Son cycle est exactement celui décrit pour les strongles sans aucune particularité.

**Haemonchus :**

Espèce citée : *Haemonchus contortus* (RICKARD LG, 1994)

Les œufs d'*Haemonchus* éliminés dans les fèces sont plus résistants au gel et à la dessiccation que les stades larvaires (L1, L2, L3). Il faut environ 4 à 5 jours pour passer de l'œuf à la larve L3 infestante. Une fois ingérée la larve L3 d'*haemonchus* peut, comme *ostertagia*, passer par un stade de L3 en hypobiose.

Les ruminants développent une résistance immunodépendante à *Haemonchus contortus*. Il n'existe pas de donnée concernant cette résistance chez les petits camélidés.

A la différence des adultes d'*Ostertagia*, les adultes d'*Haemonchus* se nourrissent de sang (hématophage). On estime la perte de sang à 0.05ml/j/ parasite adulte. (BUSSIERAS J, CHERMETTE R, 1988)

Il existe des formes suraiguës, aiguës et chroniques de parasitoses à *Haemonchus* ; la forme chronique est la plus fréquente chez les petits camélidés : elle se manifeste par de l'abattement, et de l'émaciation. (RICKARD LG, 1994)

**Spiculopteragia :**

Espèce citée : *Spiculopteragia peruvianus* (FOWLER ME, 1995)

Ce parasite est très peu connu. On ne le retrouve que sur des lamas, alpagas et vigognes, autour du lac Titicaca sur l'Altiplano au Pérou. Il a longtemps été confondu avec d'autres strongles. (FOWLER ME, 1995)

❖ Pathogénie :

La pathogénie des strongles n'est pas réellement connue, il ne s'agit ici que d'extrapolations de connaissances des actions des parasites chez les ruminants.

La pathogénie se décline sous plusieurs formes : mécanique et irritative, spoliatrice, toxique, action perturbatrice des métabolismes, et action antigénique.

▪ Action mécanique et irritative :

Par leur simple présence, les parasites causent une irritation de la muqueuse. Par leur migration au sein des tissus, les larves sont également la cause d'irritation.

▪ Action spoliatrice :

Les parasites prélèvent du chyme et du mucus (*Oesophagostomum*), du tissu (*Charbertia*), et du sang (*Haemonchus*, *Bunostomum*). La perte de sang est encore augmentée par la sécrétion d'anticoagulant, si bien qu'il persiste un saignement au point de fixation même quand le parasite s'est détaché.

▪ Action toxique :

Des toxines hémolytiques ont été retrouvées dans le sang de moutons parasités par *Bunostomum*. *Haemonchus* produit des toxines qui troublent l'hématopoïèse.

▪ Action perturbatrice des métabolismes :

Une diminution de la digestibilité des aliments et particulièrement des protéines, et une diminution de l'appétit ont été mises en évidence.

▪ Action antigénique :

Cette action permet l'établissement d'une immunité, qui se manifeste par une résistance acquise des animaux adultes, une baisse de ponte des vers femelles, et un blocage du développement des larves, voire une impossibilité d'installation des larves de ré infestation. Ce phénomène n'a pas été étudié chez les petits camélidés.

- Action favorisante des infections :

Cette action est à l'origine de complications infectieuses possibles. (BUSSIERAS J, CHERMETTE R, 1995)

b. *Famille des Gongylonématidae*

Le seul genre représenté dans les compartiments des petits camélidés est *Gongylonema*. Parasite de l'œsophage, il a récemment été découvert sur des alpagas au Pérou. (FOWLER ME, 1995)

❖ Morphologie :

Les mâles mesurent 30-62 $\mu$ m de longueur par 150-300 $\mu$ m de largeur, les femelles 80-145 $\mu$ m par 300-500 $\mu$ m (FOWLER ME, 1995). Ce sont des vers très allongés et étroits ; la dilatation cuticulaire de la partie antérieure du corps donne à celle-ci un aspect verruqueux. Ils possèdent une paire d'ailes cervicales. (BUSSIERAS J, CHERMETTE R, 1988)

Les œufs mesurent 50-70\*25-3 $\mu$ m.

❖ Cycle :

Son cycle admet un hôte intermédiaire, la coccinelle. Les œufs éliminés dans les fèces sont ingérés par l'arthropode. Les mues de l'œuf à la larve 4 se réalisent au sein de celui-ci et durent environ 4 semaines. Pour terminer le cycle, la coccinelle doit être ingérée par l'alpaga. La larve L4 s'enfouit alors dans la muqueuse de l'œsophage. Le trajet de migration de ce parasite chez les petits camélidés n'est pas encore précisément connu. (FOWLER ME, 1995)

❖ Espèce parasite :

**Gongylonema :**

Espèce citée : *Gongylonema sp* (CHOWDHUR N, 2001)

Ce nématode spiruride a étendu son spectre d'hôtes aux petits camélidés. (CHOWDHUR N, 2001)

❖ Pathogénicité :

Parasite très peu pathogène chez les bovins.

Les parasites affectant le 3<sup>ème</sup> compartiment sont le plus souvent découverts lors de coproscopies, car ils ne sont, pour la plupart, pas pathogènes. Cependant, dans les Andes où l'exploitation des camélidés du genre Llama est beaucoup plus intensive, on observe une expression subclinique de ce parasitisme : on note alors surtout une baisse des performances de production.

Dans des cas de parasitisme sévère, on peut observer des gastrites ; elles touchent le plus souvent des jeunes de moins de 1 an, élevés en surpopulation, et donc très fortement parasités. Dans ces cas, le diagnostic ne peut reposer que sur un examen coproscopique.

## 2. Parasites de l'intestin grêle

### *Rappel de l'anatomophysiologie de l'intestin grêle :*

L'anatomophysiologie de l'intestin grêle des petits camélidés est identique à celle des bovins. Seule diffère l'organisation spatiale des différentes parties de l'intestin grêle dans l'abdomen, duodénum, jéjunum et iléon.

A la différence des parasites retrouvés dans les estomacs (uniquement des nématodes), les parasites de l'intestin grêle sont d'embranchements et de classes beaucoup plus variés.

On y retrouve ainsi des nématodes (*Ankylostome*, *Strongylidé*, *Trichuroïde*) des cestodes, et des protozoaires.

## **NEMATODES :**

### *a. Famille des trichostrongylidae :*

La morphologie, le cycle, la pathogénie et le traitement des parasitoses de cette famille sont détaillés dans le paragraphe sur les parasites de l'estomac.

#### ❖ Espèces parasites :

#### **Trichostrongylus :**

Espèces citées : *Trichostrongylus axei*, *T. vitrinus*, *T. colubriformis*, *T. longispicularis*  
(FOWLER ME, 1995)

On retrouve ce même parasite, décrit précédemment, qui peut parasiter à la fois le compartiment C3 et l'intestin grêle. (FOWLER ME, 1995)

#### **Lamanema :**

Espèce citée : *Lamanema chavezii* (CHOWDHUR N, 2001)

Ce nématode possède un cycle pneumo gastroentérique. La plupart des adultes se trouvent dans l'intestin grêle, bien que l'on retrouve aussi une minorité d'adultes dans le compartiment C3. Ce parasite n'est actuellement retrouvé qu'en Amérique du sud, mais il existe un risque d'importation de ce parasite sur les autres continents. (FOWLER ME, 1995).

Ce parasite possède une prolificité assez importante, puisque sur un alpaga de 4 mois, on a retrouvé jusqu'à 200 000 larves dans les fèces. Une infestation massive cause des désordres hépatiques et respiratoires pouvant conduire à la mort de l'animal. Les larves L3, qui migrent dans la paroi des intestins, provoquent des entérites hémorragiques et catarrhales. Elles atteignent ensuite le foie où elles provoquent des hémorragies, et des abcès.

Les lésions peuvent conduire à une fibrose ou à des calcifications du foie. Enfin dans les poumons, elles engendrent de nombreuses zones de congestion. (FOWLER ME, 1995)

## **Cooperia :**

Espèce citée : *Cooperia mcmasteri* (FOWLER ME, 1995)

Les Cooperiidés sont des petits strongles parasites de l'intestin grêle des ruminants et des camélidés partout à travers le monde. Ils possèdent un cycle de strongle classique, identique à celui décrit pour les parasites de l'estomac, avec parfois une entrée en hypobiose. Les larves L4 ont une résistance accrue, elles peuvent survivre pendant 9 à 26 semaines dans le milieu extérieur (FOWLER ME, 1995).

## **Nematodirus :**

Espèces citées : *Nematodirus battus* (BISHOP JK, 1987)

De la famille des *Strongylidae*, ce parasite possède quelques particularités dans son cycle. Les œufs excrétés dans les fèces donnent des larves L1 puis L2 puis L3 qui restent dans l'œuf. Si les L3 sont ingérées à la fin de l'été elles peuvent être infestantes, mais la plupart du temps, les larves survivent pendant l'hiver, les basses températures étant nécessaires à l'éclosion des œufs larvés. Quand la température remonte, les larves L3 migrent sur le haut des herbes pour être ingérées. Après ingestion, les larves muent en L4 puis L5 dans la muqueuse intestinale. Seuls les stades L5 et adulte se trouvent dans la lumière de l'intestin grêle.

La période prépatente est de 15 jours. Les adultes ne survivent que quelques semaines.

D'un point de vue épidémiologique, la charge parasitaire de la pâture au début du printemps dépend de celle précédant l'hiver. Les jeunes lamateaux qui n'ont pas encore développé d'immunité, s'infestent donc massivement. Les animaux qui développent des symptômes sont le plus souvent les jeunes. Concernant les adultes, l'infection est généralement asymptomatique, mais ils participent à l'ensemencement de la pâture en excréant des œufs.

L'effet pathogène majeur de ce parasite est, outre la spoliation, la destruction de la muqueuse qui favorise les surinfections : les animaux atteints présentent des signes d'entérite classique (FOWLER ME, 1995).

b. *Famille des Ankylostomatidae* :

Parasite appartenant à l'ordre des *Strongylida*, ils font donc partie des strongles, et plus précisément de la superfamille des *Ankylostomatoidea*, parasite à capsule buccale bien développée.

❖ Morphologie :

Leur extrémité antérieure est recourbée dorsalement. La capsule buccale globuleuse porte à son bord antérieur, du côté ventral, des lames tranchantes (Bunostomatidés) ou des crochets (Ankylostomatidés). (BUSSIERAS J, CHERMETTE R, 1988)

Les œufs ont les caractéristiques des œufs de strongle.

❖ Cycle :

Le cycle de référence détaillé ensuite, est le cycle de Bunostomum, seul parasite chez les petits camélidés.

Son cycle est monoxène ; les adultes, fixés à la muqueuse intestinale, sont hématophages. Ils excrètent des œufs dans les fèces, où ceux-ci éclosent. Se développent alors les larves L1, L2 et L3, sensibles à la dessiccation. Le cycle ne s'achève que lorsque le climat et l'hygrométrie le permettent. Il existe 2 voies d'entrée chez l'hôte : la voie transcutanée, majoritaire et la voie orale. Les larves L2, qui pénètrent par voie transcutanée, migrent grâce aux canaux lymphatiques et aux veines jusqu'aux poumons où elles muent en L3. Ces larves remontent alors dans la trachée puis sont dégluties ; elles muent en L4. Les larves L4 atteignent l'intestin grêle où s'achève la fin du cycle (mue en L5 puis en adulte).

La période prépatente est de 30 à 56 jours (FOWLER ME, 1995).

❖ Espèce parasite :

**Bunostomum :**

Espèce citée : *Bunostomum sp* (FOWLER ME, 1995)

Bunostomum est un parasite rare des camélidés. Il n'est retrouvé que sous des climats tropicaux (FOWLER ME, 1995). Il parasite également les bovins, ovins et caprins (ANDERSON RC, 2000).

❖ Pathogénie :

Adultes très hématophages, ils provoquent une anémie par spoliation, et par action toxique. Il a aussi une action mécanique irritative, liée à la migration des larves, qui favorise les surinfections.

c. *Famille des Strongylidae* :

Parasites appartenant à l'ordre des Strongylida, ils font partie des strongles.

Ils possèdent une capsule buccale bien développée (super-famille des Strongyloidea), leur bord antérieur ne porte ni crochet, ni lame tranchante, ni de bourrelet proéminent, mais possède une corona radiata, série de lamelles en marge de la capsule buccale, (Famille des strongylidés).

Ils suivent un cycle homoxène (J BUSSIERAS, R CHERMETTE, 1995).

Parasite du côlon des moutons et autres ruminants, il est observé dans l'intestin grêle de certains petits camélidés.

❖ Morphologie :

Morphologie de *Chabertia* :

Ver adulte de 13-20mm de long, il possède un orifice buccal dévié vers la face ventrale (J BUSSIERAS, R CHERMETTE, 1995).

Les œufs ont les caractéristiques des œufs de strongles.

❖ Description du cycle :

Le cycle de *Chabertia* n'a jamais été décrit chez les petits camélidés, le cycle présenté ci-dessous est celui des bovins.

Le cycle se décompose en 2 parties, la partie endogène et la partie exogène.

La partie exogène du cycle ne peut apparaître que dans des conditions climatiques favorables. Les œufs éliminés dans les fèces, éclosent et libèrent une larve L1 rhabditoïde, ainsi appelée car elle possède un œsophage avec bulbe et un appareil valvulaire qui permet à la larve de se nourrir.

La larve L1 mue en L2 (rhabditoïde) puis en L3 (strongyloïde : œsophage cylindrique). La larve L3, infestante, est formée au bout de 5-6 jours. Cette larve a la particularité d'être mobile dans le sol et d'obéir à différents tropismes : hygrotropisme positif et phototropisme positif, et se retrouve donc sur l'herbe surtout au crépuscule et à l'aube.

Quand la L3 est ingérée (partie endogène du cycle), elle mue en L4. Les larves L4, L5 et les adultes, histophages, vivent fixés à la muqueuse de l'intestin grêle grâce à leur capsule buccale (BUSSIERAS J, CHERMETTE R, 1995).

❖ Espèce parasite :

### **Chabertia :**

Espèce citée : *Chabertia sp* (BELDOMENICO PM, 2003)

Fixés par leur capsule buccale à la muqueuse, les adultes sont histophages.

❖ Pathogénie :

Chez les bovins, ces parasites provoquent une spoliation des tissus et une perturbation du métabolisme. Ils digèrent la muqueuse à laquelle ils sont fixés, ce qui engendre une action irritative marquée. Il y a aussi une action mécanique liée à la migration des larves. (BUSSIERAS J, CHERMETTE R, 1995)

d. *Famille des Strongyloididae:*

Ce parasite appartient à l'ordre des *Rhabditida*, et à la superfamille des *Rhabditoidea*. Les membres de cette famille sont très cosmopolites et parasitent le tube digestif de nombreux tétrapodes. (ANDERSON RC, 2000)

❖ Morphologie :

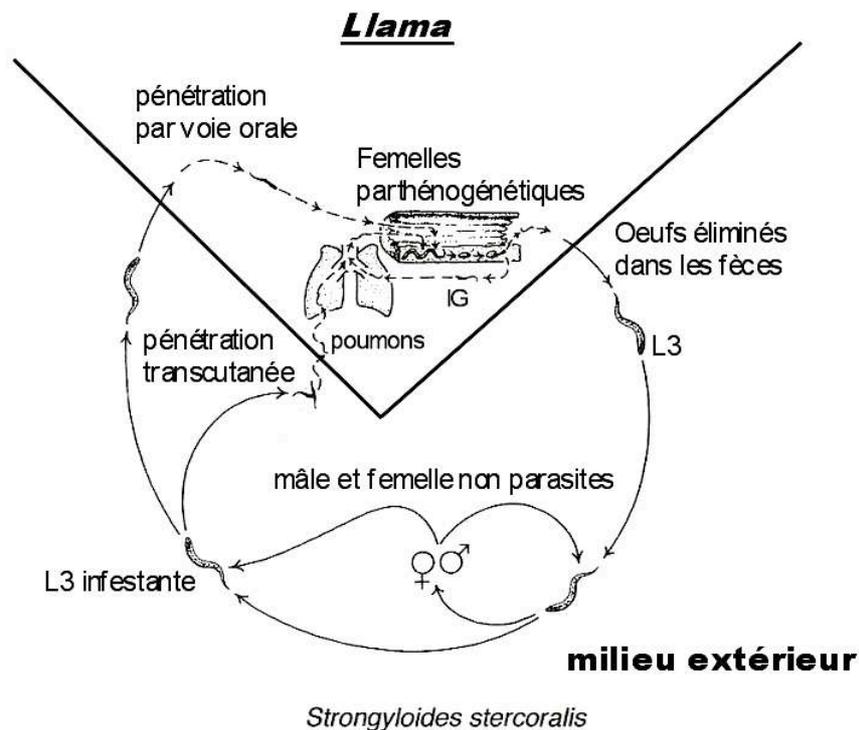
La forme parasitaire comprend uniquement des femelles parthénogénétiques hématophages aux très longs œsophages cylindriques (BUSSIERAS J, CHERMETTE R, 1995).

Leurs œufs sont de petite taille (35-50\* 25-30 $\mu$ m) ; ils présentent une forme quadrangulaire à bords parallèles et sont entourés d'une coque mince. Ils contiennent une larve qui n'est pas toujours nettement visible (F. BEUGNET, B. POLACK, H. DANG, 2004).

❖ Cycle :

Ce cycle est celui de *Strongyloides* observé chez les carnivores.

Les formes sexuées, mâles et femelles, sont non parasites. Les femelles parthénogénétiques vivent dans l'intestin grêle s'enfonçant dans la muqueuse au moment de la ponte.



**Figure 6 : Cycle de *Strongyloides* (modifié d'après un schéma de FOREYT WJ, 2001)**

L'orientation vers le cycle libre ou vers cycle parasite dépend de facteurs génétiques (les femelles parthénogénétiques produisent 2 types d'œufs, l'un donnant des larves mâles libres, l'autre donnant soit des larves femelles libres soit des larves infestantes), et des facteurs extrinsèques (lorsque les conditions deviennent défavorables on constate une raréfaction des formes sexuées).

L'hôte s'infeste par voie cutanée majoritairement. (BUSSIERAS J, CHERMETTE R, 1995).

❖ Espèce parasite :

**Strongyloides :**

Espèce citée : *Strongyloides sp* (FOREYT WJ, 2001)

Ce parasite a été retrouvé chez des petits camélidés aux Etats Unis (FOREYT WJ, 2001).

❖ Pathogénie :

Le passage transcutané des larves provoque des traumatismes qui favorisent les surinfections. Les femelles parthénogénétiques pénètrent dans la muqueuse intestinale en inoculant des germes à l'origine de symptômes fébriles.

e. *Famille des Trichuridae* :

Ce parasite appartient à la classe des *Adenophora*. La structure de l'œsophage de ces parasites (stichosome) permet de les distinguer des autres nématodes (ordre des *Enoplida*). (BUSSIERAS J, CHERMETTE R, 1988).

❖ Morphologie :

Le ver adulte mesure de 10 à 80mm de longueur ; en 2 parties : la partie œsophagienne est plus fine que la partie postérieure ; son diamètre est très réduit (BUSSIERAS J, CHERMETTE R, 1988).

Les œufs sont de taille moyenne (55-70\*30 $\mu$ m), assez étroits à coque lisse, et étirés en forme de citron. Ils possèdent un bouchon polaire aplati à chaque pôle et ne comportent qu'une seule cellule. (BEUGNET F, POLACK B, DANG H, 2004)

❖ Cycle :

Le cycle de *Capillaria* chez les petits camélidés n'a jamais été décrit. Le cycle décrit ci-après est celui observé chez les autres Mammifères.

Les adultes pondent des œufs qui sont évacués avec les fèces. La formation de L3 se fait en 1 à 6 mois suivant les conditions extérieures, parfois sans éclosion de l'œuf. Le cycle admet, pour certaines espèces, un hôte intermédiaire (le ver de terre pour *Capillaria contortat*).

L'infestation se fait soit par ingestion des œufs embryonnés soit par ingestion de l'hôte intermédiaire. L'éclosion a lieu dans le tube digestif, puis les larves muent en adultes directement dans le caecum.

La période prépatente pour *Capillaria contortat* est de 1 à 2 mois (BUSSIERAS J, CHERMETTE R, 1988).

❖ Espèce parasite :

### **Capillaria :**

Espèce citée : *Capillaria sp* (BELDOMENICO PM, 2003)

Ces parasites sont très proches des *Trichure*. On connaît très peu de choses sur les espèces de *Capillaire* parasites des petits camélidés, mais les œufs retrouvés par coproscopie semblent morphologiquement proches de ceux trouvés chez les ruminants.

Le cycle ainsi que l'épidémiologie des *Capillaire* chez les petits camélidés restent inconnus. (FOWLER ME, 1995)

❖ Pathogénie :

Elle reste encore inconnue chez les petits camélidés (M.E.FOWLER, 1995).

## **CESTODES**

f. *Famille des Anoplocephalidae :*

La famille des *Anoplocephalidae* fait partie de l'embranchement des Plathelminthes, ainsi appelé car ce sont des vers plats. L'espèce qui nous intéresse ici est *Moniezia*, retrouvée aux Etats-Unis et en Amérique du sud.

❖ Morphologie :

Ce sont vers plats, acoelomates, à l'aspect rubané.

Ils sont tous hermaphrodites, leur corps est segmenté à l'état adulte ; ils ne possèdent pas de tube digestif.

Les adultes mesurent jusqu'à 5 m de longueur par 15mm de largeur.

Les œufs, aux contours triangulaires, mesurent  $60\mu\text{m}$  de longueur, et restent enfermés dans des segments ovigères jusqu'à ce que ceux-ci soient percés. Ils contiennent un embryon hexacanthé.

❖ Cycle :

Parasite obligatoire à tous les stades de son développement, il possède un cycle comprenant au moins 2 hôtes : les adultes parasitent le tube digestif (l'intestin grêle dans la majorité des cas) des vertébrés ; les larves se retrouvent chez les vertébrés ou les invertébrés. Les adultes libèrent dans l'intestin grêle des segments ovigères remplis d'œufs embryonnés, (contenant chacun un embryon hexacanthé) ; elles se décomposent parfois dans le tube digestif libérant alors les œufs.

Les œufs tombés au sol sont ingérés par un *Oribatide*, leur hôte intermédiaire. Dans la cavité générale de l'hôte intermédiaire se forme une larve cysticercoïde. L'hôte intermédiaire est ensuite ingéré par le petit camélidé son hôte définitif ; chaque larve se transforme ensuite en ver adulte.

La période prépatente est de 4 à 6 semaines (BUSSIERAS J, CHERMETTE R, 1995).

❖ Espèce parasite :

**Monezia:**

Espèce citée : *Monezia expansa* (BELDOMENICO PM, 2003)

La seule espèce recensée chez les petits camélidés est *M. expansa*.

❖ Pathogénie :

Une forte infestation peut être à l'origine de mal assimilation voire d'obstruction. Les animaux qui en souffrent le plus, sont le plus souvent les jeunes camélidés. Ils présentent de la diarrhée et un amaigrissement. (ANDERSON RC, 2000)

Dans la majorité des cas, les infections restent inapparentes et les parasites ne sont identifiés qu'au moment de l'autopsie. (RICKARD LG, 1994)

## PROTOZOAIRES :

### g. Familles des Eimeriidae et Cryptosporidiidae :

La différence entre les deux familles repose sur la localisation de leur site de multiplication : Les *Eimeriidae* se développent à l'intérieur des cellules épithéliales ; les *Cryptosporidiidae* se développent à la surface de ces mêmes cellules. Parmi les *Apicomplexa*, les coccidies sont spécifiques des petits camélidés. Les ookystes d'*Eimeria* sont les coccidies les plus fréquemment retrouvées dans des coproscopies par flottation.

#### ❖ Morphologie :



Fig. 7 : Ookyste d'*Eimeria sp*



Fig. 8 : Ookyste d'*Eimeria macusaniensis*

### Ookystes d'*Eimeria* (photographies personnelles)

Les coccidies sont des *Apicomplexa* qui se développent à l'intérieur de cellules épithéliales du tube digestif. Les ookystes, après sporulation, contiennent 4 sporocystes renfermant chacun 2 sporozoïtes.

Les ookystes d'*Eimeria* mesurent 21-92\*21-67 $\mu$ m. Les ookystes de *Cryptosporidie* sont beaucoup plus petits : 6 $\mu$ m de longueur.

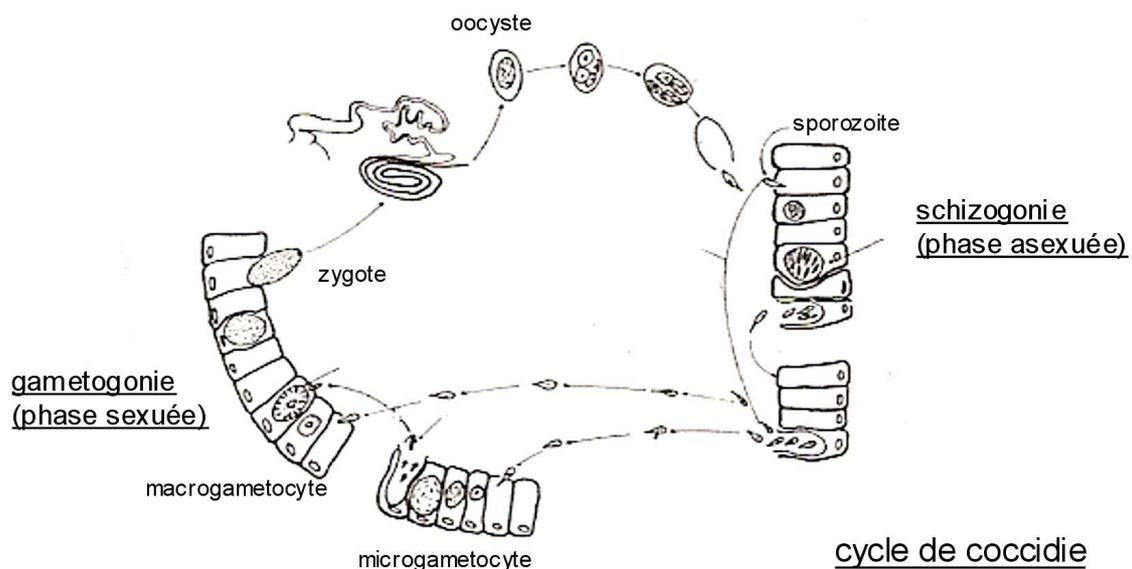
❖ Cycle :

*Eimeria*, et toutes les coccidies en général, possèdent deux phases de développement.

La phase asexuée consiste en plusieurs divisions pas mitose. L'ookyste ingéré est acheminé jusqu'à l'intestin grêle où il libère des sporozoïtes qui envahissent les cellules épithéliales. Dans la cellule se réalise alors une mitose qui permet d'obtenir à partir d'un sporozoïte plusieurs trophozoïtes identiques. La phase asexuée peut se réaliser 2 à 3 fois, est à l'origine de la très grande prolificité des coccidies, mais ne permet pas de brassage génétique.

Durant la phase sexuée (gamétogonie), un sporozoïte infecte une cellule puis se divise par méiose soit en plusieurs micros gamétocytes (unité mâle), soit en un macro gamétocyte (unité femelle). Les micro gamétocytes sont libérés de la cellule et vont féconder un macro gamétocyte alors que celui-ci est encore dans sa cellule d'origine. L'œuf, résultat de la fécondation, est appelé ookyste : il est ensuite libéré dans la lumière du tube digestif. Il deviendra infestant au bout de 1 ou 2 jours.

Ce cycle est schématisé ci-dessous.



**Figure 9 : Cycle de coccidie**

❖ Espèce parasite :

### **Eimeria :**

Espèce citée : *Eimeria lamae*, *E. alpaca*, *E. punoensis*, *E. macusaniensis*, *E. peruviana* (LENGHAUS C, 2004)

Le genre *Eimeria* est très commun chez les lamas, où il se retrouve essentiellement sur les sujets de moins de 4 mois. *Eimeria lamae*, *E. alpaca*, *E. punoensis*, *E. macusaniensis*, ne sont trouvés que chez des alpagas, des lamas et des vigognes. (WROSYCHUK R, 1989) *E. peruviana* ne se trouve que chez des lamas (LEGUIA G, 1991). *E. macusaniensis* a été rapporté pour la première fois chez des guanacos (BELDOMENICO PM, UHART M, BONO MF and al, 2003).

Les animaux de tous âges peuvent être contaminés avec *E. macusaniensis*. Les symptômes observés alors sont non spécifiques, et leur sévérité dépend de la dose infestante ingérée, de l'immunité de l'hôte mais aussi d'autres facteurs encore non élucidés (CEBRA CK, VALENTINE BA and Al, 2007).

Une étude réalisée d'octobre 1989 à février 1996 sur des lamas, des alpagas et des guanacos recherchait les *Eimeria macusaniensis* par coproscopie sur solution sucrée puis les quantifiait par la méthode de Mac Master. Elle concluait que 10,4% des 443 animaux étaient infectés par des *E. macusaniensis*. Les animaux de moins de 1 an étaient plus contaminés et excrétaient plus. (JARVINEN JA, 1999)

### **Cryptosporidies :**

Assez peu connus sur les *Llama*, des *Cryptosporidie* ont été retrouvées aux USA, chez des lamateaux de moins de 30 jours. (RICKARD LG, 1994).

❖ Pathogénie :

*E. lamae* et *E. macusaniensis* sont les plus pathogènes, et peuvent causer la mort sur de jeunes alpagas, et sur des lamas adultes.

Une étude réalisée en Australie rapporte la mort d'un alpaga adulte femelle de 10 ans atteint uniquement d'*E. macusaniensis* (CLENGHAUS MG O'CALLAGHAN, ROGERS C, 2004).

Les coccidies sont généralement autolimitantes car sans recontamination, le cycle asexué ne peut se réaliser que 3 fois chez un même hôte (FOWLER ME, 1995).

L'association d'*E. lamae* et d'*E. macusaniensis* est à l'origine de coccidioses graves pouvant entraîner la mort de l'animal. En effet, *E. lamae* provoque la rupture de l'épithélium intestinal, et *E. macusaniensis* inhibe la reconstruction de celui-ci et détruit les glandes cryptogéniques. Les dommages causés par ces 2 coccidies favorisent les surinfections par les bactéries et les virus.

Cependant, les affections par des coccidies du genre *Eimeria* restent le plus souvent asymptomatiques, et autolimitantes si les coccidies ne sont pas ré-ingérées.

A la suite d'un premier contact, une immunité se développe chez les ruminants adultes. (J BUSSIERAS, R CHERMETTE, 1988). Il n'existe aucune étude sur l'acquisition d'une immunité contre les coccidies chez les *Llama*.

h. *Famille des Hexamitidae:*

Les parasites étudiés dans cette famille sont les *Giardia*. Ces parasites ont été isolés dans des fèces de lamas aux Etats Unis. (RICKARD LG, 1994)

❖ Morphologie :

Les *Giardia* sont des flagellés au trophozoïte caractérisé par la présence d'un disque ventral adhésif. Ils ont une forme de demi-poire : arrondie en avant et pointue en arrière.

Ils possèdent 2 noyaux antérieurs, à contours ovalaires, contenant 2 gros « caryosomes » allongés. Leurs 4 paires de flagelles leur permettent de se mouvoir.

❖ Cycle :

La reproduction se fait par bipartition longitudinale (reproduction asexuée uniquement). L'hôte se contamine en ingérant des kystes. Les œufs sont excrétés par voie fécale.

❖ Espèce parasite :

**Giardia :**

Espèce citée : *Giardia sp* (RICKARD LG, 1994)

L'espèce de *Giardia* chez les petits camélidés n'a pas encore été identifiée à ce jour. (RICKARD LG, 1994)

❖ Pathogénie :

Leur effet pathogène n'est pas connu. (RICKARD LG, 1994)

### 3. Parasites du côlon et du rectum

*Rappel de l'anatomophysiologie du rectum et du côlon :*

Un caecum fait la jonction entre l'intestin grêle et les 20m de longueur du gros intestin. L'essentiel de l'absorption de l'eau se réalise au niveau du côlon (WILSON RT, 1989). La disposition du côlon dans l'abdomen est la même que pour les autres ruminants (SMUTS M, BEZUIDENHOUT AJ, 1987).

## NEMATODES :

### a. Famille des strongylidae :

Ces parasites font partie de l'ordre des strongles, leur morphologie et leur cycle sont donc proches de ceux déjà décrits dans cet ordre.

Ils parasitent le gros intestin des ruminants (bovins, ovins, caprins, mais aussi, chevreuil, chamois...) et des porcins.

#### ❖ Morphologie :

Les adultes mesurent de 12 à 22mm de longueur ; ce sont des vers ronds à vésicule céphalique bien développée. La capsule buccale est annulaire (ANDERSON RC, 2000)

Les œufs sont de taille moyenne ( $70*40\mu\text{m}$ ) ; ils possèdent une coque mince, leurs pôles sont arrondis et égaux. Ils contiennent une morula de 16 petits blastomères voire plus. (BEUGNET F, POLACK B, DANG H, 2004).

#### ❖ Cycle :

Le cycle d'*Oesophagostomum* n'est pas connu chez les petits camélidés, le cycle présenté ci-dessous est une extrapolation de celui qui a été observé chez les petits ruminants.

Les œufs éliminés dans les fèces, éclosent en 24h libérant la larve L1. La mue de L1 en L2 se fait dans les 24h, et de L2 en L3 dans les 5 jours. La larve L3 ingérée par l'animal s'ancre, après avoir perdu sa gaine, à la muqueuse de l'intestin grêle grâce à sa capsule buccale où a lieu sa mue en L4.

Cinq jours après l'infection par la L4, 90% des larves ont migré dans le caecum et le 1<sup>er</sup> mètre de côlon. La mue en L5 se réalise généralement au bout de 13 à 16 jours post infection.

Les adultes apparaissent après 31 jours post-infection. La période prépatente est de 28 jours chez des animaux encore naïfs (ANDERSON RC, 2000).

Chez des animaux déjà infestés, les L3 s'enfoncent dans la sous muqueuse, puis muent en L4 voire en L5 formant de volumineux nodules. L'évolution dure plusieurs mois et beaucoup de ces larves ne retourneront jamais dans la lumière du tube digestif (BUSSIERAS J, CHERMETTE R, 1995).

Ce cycle est très proche du schéma classique du cycle de strongle. On notera que les larves L3 et L4 se situent dans la paroi de l'intestin grêle, tandis que les L5 et les adultes parasitent la lumière colique.

❖ Espèce parasite :

#### **Oesophagostomum :**

Espèce citée : *Oesophagostomum velulosum* (RICKARD LG, 1994)

Strongle trouvé dans l'intestin grêle (forme larvaire) et dans le côlon (forme L5 et adulte) des camélidés et des ruminants. On ne connaît pas toutes les espèces parasites des petits camélidés.

❖ Pathogénie :

Ces parasites sont connus pour être des pathogènes majeurs. Les adultes se nourrissent de chyme et de mucosités. Les larves L3 participent à l'érosion plus ou moins profonde de la muqueuse et parfois de la sous muqueuse (ANDERSON RC, 2000).

#### b. *Famille des Trichuridae :*

Ces parasites appartiennent à l'ordre des *Secernentasida*. Ils se trouvent dans la lumière colique et caecale des mammifères (jamais des équidés). Certaines espèces comme *Trichuris tenuis* sont spécifiques des petits camélidés.

❖ Morphologie :



**Figure 10 : Œuf de Trichure (photographie personnelle)**

L'adulte mâle présente une extrémité caractéristique spiralée dans un plan. Les adultes mesurent 30-50mm.

Les œufs, operculés aux deux extrémités sont facilement identifiables, mais difficilement différenciables de ceux de *Capillaria*. Ils mesurent 70-80\*30-42 $\mu$ m.

❖ Cycle :

Il existe très peu de données concernant les *Trichures* chez les petits camélidés : leur cycle est encore inconnu chez les *Llama*. Un cycle schématisé, construit sur les connaissances du parasite chez le chameau, est décrit ci dessous.

Les *Trichure* sont des parasites monoxènes. Les œufs libérés dans les fèces se transforment au bout de 3 semaines en larve infestante. Ces larves sont alors ingérées par les petits camélidés et rejoignent la paroi de l'intestin grêle, où se déroulent plusieurs mues. Les larves atteignent ensuite le caecum et le côlon où elles deviennent adultes.

Les œufs ont une résistance importante dans l'environnement extérieur, ce qui favorise des recontaminations fréquentes.

❖ Espèce parasite :

Espèce citée : *Trichuris ovis*, *T. tenuis*, *T.skrjabini* (RICKARD LG, 1994)

Ce parasite majeur des camélidés a développé des résistances aux vermifuges. Les espèces retrouvées sur les chameaux sont *T. globulosa*, *T.cameli*, *T.skrjabini* (M.E.FOWLER, 1995).

❖ Pathogénie :

Les larves et les adultes sont hématophages, ils se nourrissent grâce à leur extrémité antérieure amincie, enfouie dans la muqueuse. Ces parasites sont donc à l'origine d'entérite catarrhale voire hémorragique.

c. *Famille des Oxyuridae :*

L'espèce présente chez les petits camélidés est *Skrjabinema*.

❖ Morphologie :

Il s'agit du plus grand des parasites du côlon, il mesure de 2,3-3,7mm de longueur.

Les œufs sont de petite taille (35-50\*35-30 $\mu$ m). Ils sont quadrangulaires à bords parallèles, avec une coque mince et une coloration claire. Ils contiennent un embryon ou une larve, souvent peu visible.

❖ Cycle :

Son cycle est monoxène : les adultes se situent dans le côlon, toutefois les femelles doivent traverser le sphincter anal pour aller pondre sur la marge anale. C'est pourquoi il n'y a généralement pas d'œuf dans les coproscopies.

Les larves infestantes se développent dans les œufs, qui tombent au sol et contaminent ainsi l'eau et les aliments.

Les œufs larvés sont ingérés et éclosent dans l'intestin grêle. Les larves migrent jusqu'au côlon où elles muent en adulte après 17 à 25 jours. La résistance des œufs dans le milieu extérieur reste encore à découvrir. (M.E.FOWLER, 1995).

❖ Espèce parasite :

### **Skrjabinema :**

Espèce citée : *Skrjabinema ovis* (CHOWDHURN, 2001)

❖ Pathogénie :

Ces parasites provoquent une légère irritation. Ils sont à l'origine d'un prurit anal.

#### 4. Parasite du foie :

*Rappel de l'anatomophysiologie du foie :*

Le foie des petits camélidés est beaucoup plus lobulé que chez les ruminants et le tissu interlobaire est très développé. Le canal biliaire (canal cholédoque) et le canal pancréatique (canal de Wirsung chez les ruminants) se rejoignent en un seul canal qui atteint le duodénum.

## **TREMATODE**

### a. *Famille des Fascioloidea :*

Ce sont des parasites des canaux biliaires (et parfois de la vésicule) des ruminants et des petits camélidés, sous les climats tropicaux ou tempérés.

❖ Morphologie :

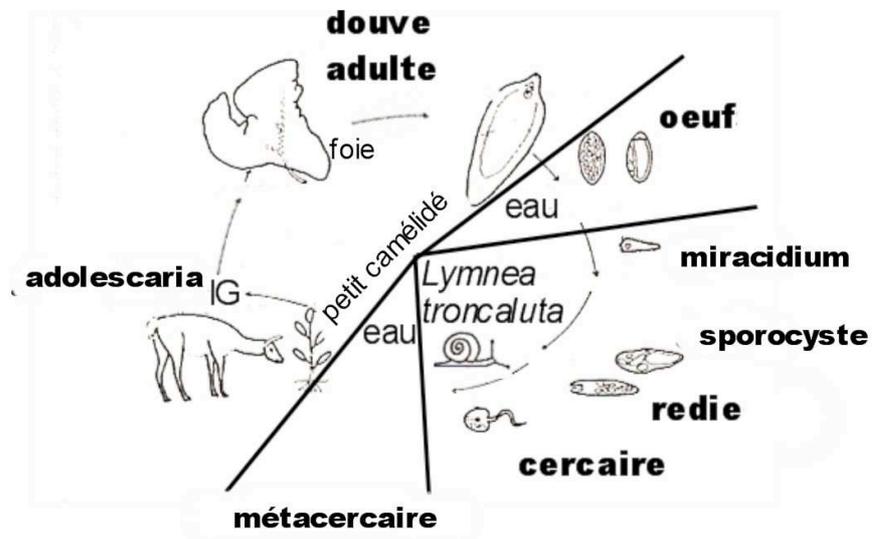
. Les adultes de *Fasciola* présentent un corps foliacé de grande taille (13-30mm de longueur), de coloration brun rougeâtre. Ils possèdent en avant un cône céphalique puis un élargissement scapulaire, au niveau duquel se trouve une ventouse.

Les œufs sont de grande taille (130-150 $\mu$ m de longueur), et operculés à une extrémité ; ils ont un contenu jaunâtre. A l'intérieur se trouve une masse peu distincte, emplissant totalement le volume, avec parfois un syncytium embryonnaire visible proche du pôle operculé.

❖ Cycle :

Leur cycle nécessite un hôte intermédiaire. La reproduction sexuée est mal connue : il existe certainement des autofécondations. Les œufs sont entraînés par la bile et le contenu intestinal, puis rejetés à l'extérieur avec les fèces.

Dans le milieu extérieur, l'œuf ne poursuit son développement que si certaines conditions sont remplies : il faut une nappe d'eau peu profonde (pour l'oxygénation et l'hygrométrie) et une température optimale de 22°C. Le printemps et l'automne sont plus favorables au développement des œufs que l'été.



**Figure 11: cycle de *Fasciola hepatica***

La période prépatente est de 10 à 11 semaines. Le cycle est donc très long : le développement exogène et le développement endogène durent 3 mois chacun. Le cycle présenté précédemment est une extrapolation du cycle connu chez les ruminants.

❖ Espèce parasite :

**Fasciola :**

Espèces citées : *Fasciola hepatica*, *F. magna* (RICKARD LG, 1994)

Ce parasite est couramment trouvé dans les canaux biliaires des petits camélidés de tous les continents. Une forte infestation, notamment lorsque les animaux pâturent à basse altitude avec des moutons ou des bovins, peut conduire à 100% de mortalité.

Les petits camélidés sont plus sensibles à la fasciolose, en raison de l'absence de réponse immunitaire (LEGUIA G, 1991). La fasciolose peut être mortelle pour les lamas et les alpagas. (RICKARD LG, 1994)

### **Fascioloïdes :**

Des *Fascioloïdes* ont été retrouvés dans des foies de lamas aux Etats Unis, mais on ne trouve pas de trace de ce parasite ailleurs (FOREYT WJ, 2001).

#### ❖ Pathogénie :

Deux symptomatologies sont associées à ce parasite.

La forme aiguë, en cas d'infestation massive où les larves histophages détruisent le parenchyme, se caractérise par une insuffisance hépatique.

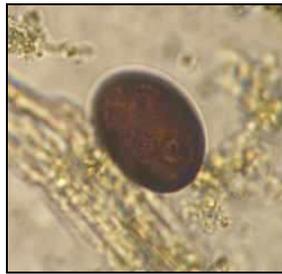
La forme chronique, plus fréquente, est liée à une cholestase, à la fibrose, et à la congestion veineuse du foie. Parfois les lésions occasionnées par la grande douve se surinfectent avec des clostridies, ce qui peut alors provoquer la mort de l'hôte.

#### b. *Famille des Dicrocoeloïdes :*

Des *Dicrocoelium lanceolatum*, parasite bien connu chez les moutons, ont été retrouvés dans des foies de petits camélidés d'Europe.

En Suisse, *Dicrocoelium* est le deuxième parasite le plus fréquemment retrouvé dans les selles. Il provoque des symptômes sévères voire la mort des animaux qui ne sont pas traités. (HERTZBERG H, KOLHER L, 2006)

❖ Morphologie :



**Figure 12 : Œuf de *Dicrocoelium lanceolatum* (photographie personnelle)**

Visible à l'œil nu (10\*2mm), les *Dicrocoelium* présentent un corps foliacé, avec une ventouse buccale.

Les œufs sont de petite taille (40-45\*25 $\mu$ m) ovoïdes, brunâtres, operculés à un pôle, et souvent asymétriques. Leur paroi est épaisse et brune ; ils contiennent un miracidium, généralement peu visible, et seules 2 taches sombres apparaissent distinctement.

❖ Cycle :

Son cycle est bien connu chez les moutons.

La phase exogène commence par la ponte d'œufs asymétriques, qui sont entraînés par la bile et le contenu intestinal, puis rejetés à l'extérieur avec les fèces. Le développement ne se poursuit que si les œufs sont ingérés par un mollusque terrestre, premier hôte intermédiaire : *Zebrina detrita*, *Helicella sp*, *Cionella lubrica*. Tous ces mollusques sont xérophiles, vivant dans les taillis et broussailles des sols calcaires et alcalins ; ils peuvent s'enfoncer jusqu'à 2-3 cm dans le sol.

Les œufs éclosent dans l'intestin du mollusque ; les miracidiums gagnent l'hépatopancréas où ils se transforment en sporocystes, desquels naissent une deuxième génération de sporocystes, lesquels se transforment en cercaires. Les cercaires gagnent la chambre pulmonaire du mollusque où elles s'agglomèrent dans le produit de sécrétion de glandes que les mollusques possèdent à l'avant de leur corps, formant des kystes de 200 à 400 cercaires. Après

deux mois de développement, le mollusque abandonne les kystes sur les végétaux sous forme de grappes de kystes (de 6000 cercaires), qui protègent les cercaires de la dessiccation.

Le développement ne se poursuit qu'avec l'intervention d'un deuxième hôte intermédiaire.

Les grappes de kystes sont recherchées par des fourmis qui les transportent dans leur nid pour leur nourriture. En France intervient surtout *Formica fusca* (fourmi de 4 à 8mm, brun noirâtre avec pilosité blanchâtre qui se niche sous les pierres). La fourmi active surtout l'été, ingère les cercaires, qui gagnent la cavité générale, où elles s'enkystent en méta cercaires. Les méta cercaires sont formées en 38 à 56 jours selon la température. Une seule cercaire se localise aux centres nerveux de la fourmi et en perturbe le comportement, la poussant à rester sur les végétaux en fin de journée (par crispation des mandibules lorsque la température s'abaisse au dessous de 15 °C) et favorise ainsi l'ingestion par un camélidé de la fourmi parasitée.

Puis, dans l'intestin du camélidé qui a ingéré la fourmi parasitée, les jeunes douves se libèrent de leur kyste et gagnent le foie, essentiellement par la veine porte. Les vers migrent dans le parenchyme hépatique et gagnent les canaux biliaires. Ils atteignent leur maturité sexuelle environ 7 semaines après infestation.

La durée du cycle est d'environ 6 mois ; il est adapté aux sols secs grâce au passage par des hôtes intermédiaires vivant en milieu sec. La dispersion, réalisée par le second hôte intermédiaire, est de grande envergure.

❖ Espèce parasite :

Espèce citée : *Dicrocoelium lanceolatum* (HERTZBERG H, KOLHER L, 2006)

Ce parasite vit dans les canaux biliaires et surtout dans les canalicules biliaires des ruminants. Il a été retrouvé sur des foies de petits camélidés en Europe (GERARD B, 1988 ; HERTZBERG H, KOLHER L, 2006).

❖ Pathogénie :

*Dicrocoelium* se nourrit de mucosités et de bile : il n'est pas hématophage. Il réalise donc une spoliation. Cependant son mode de fixation aux parois biliaires est vulnérant : il occasionne une irritation des voies biliaires.

L'ensemble des parasites digestifs des petits camélidés a été recensé.

Les parasitoses sont maintenant détaillées ainsi que leur traitement et la prophylaxie pour diminuer la pression parasitaire.

## B. Suspicion et maîtrise des parasitoses

### 1. Symptômes :

On distingue 2 grandes symptomatologies selon le cycle effectué par le parasite pathogène.

#### a. *Symptômes associés à des parasites qui suivent un cycle pneumo gastroentérique :*

Les conséquences d'une infection parasitaire chez les petits camélidés prennent 3 formes : la forme subaiguë, la forme aiguë, et la forme chronique :

#### ❖ Forme Suraiguë :

La forme suraiguë est liée à une infestation massive et une mauvaise réponse immunitaire de l'individu. Elle touche donc majoritairement les jeunes sujets. Elle conduit souvent à la mort de l'animal, par destruction d'un organe ou d'un système, et par surinfection.

#### ❖ Forme aiguë :

Les symptômes sont généralement observés pendant la saison de pâture, essentiellement l'été et l'automne. La forme aiguë est observée sur de jeunes animaux dont les défenses sont peu efficaces. Ils présentent alors une diarrhée ne répondant pas aux traitements classiques. Une diarrhée sanguinolente fera penser à une haemonchose ou une trichurose. Une diarrhée putride avec des fausses membranes, des débris nécrotiques et de l'hémochésie est compatible avec une hypothèse de coccidiose.

Si cette forme est observée au printemps, elle peut être due à une migration larvaire massive (suite à la levée de l'hypobiose) qui conduit à la destruction de tissus comme le foie ou les poumons. Ainsi, une infestation par *Lamanema* peut provoquer de la toux et de l'anorexie.

#### ❖ Forme chronique :

La forme chronique présente 2 manifestations selon le degré de parasitisme de l'animal. Une expression subclinique ( faible parasitisme) correspond à une légère immunodépression, à

une diminution des productions laitières et lainières, et une baisse du gain moyen quotidien. Cette forme est rarement détectée en Europe ; elle a un impact économique non négligeable pour les pays andins qui mènent un élevage plus intensif des petits camélidés.

Lors d'une infestation chronique et massive, les parasites provoquent de l'amaigrissement (lié à une mal-assimilation et une malabsorption), de l'anorexie, une anémie (anémie microcytaire hypochrome), et une hypo albuminémie (FOWLER ME, 1995).

Une analyse réalisée par G LEGUIA en 1991, montre l'importance que peut avoir le parasitisme sur les petits camélidés en Amérique du sud. Elle rapporte une perte de qualité et de quantité du lait et de la viande, liée à une baisse de l'appétit et à une diminution de l'utilisation des ressources fourragères. Cela peut conduire à de la baisse de fertilité, à des avortements ou à une mortalité périnatale accrue.

Les symptômes présentés sont le plus souvent une diarrhée (mais pas toujours). De plus, il n'existe souvent pas qu'un seul parasite, mais une association de parasites à l'origine de la pathologie. Pour établir un diagnostic, il est donc nécessaire de passer par une analyse coproscopique.

#### b. *Symptômes associés à des parasites qui résident dans le foie:*

Dans ce cas, les symptômes développés dépendent du niveau de parasitisme. Si l'atteinte est aiguë, on observera une insuffisance hépatique aiguë, si elle est chronique, la cholestase entraînera une fibrose hépatique. Cette fibrose aboutit à une insuffisance hépatique chronique.

Enfin, tous les parasites favorisent les surinfections en affaiblissant leur hôte et en détruisant la muqueuse (FOWLER ME, 1995).

## 2. Traitements :

Il n'existe aucune Autorisation de Mise sur le Marché (AMM) pour les petits camélidés. Les molécules, les posologies et durée de traitement sont indiquées par analogie avec les traitements pour les bovins et les ovins, interprétés grâce à l'expérience de chaque vétérinaire.

L'utilisation d'anthelminthiques vétérinaires n'est pas sans danger : ils présentent une certaine toxicité qui doit être contrôlée. Les phénols halogénés douvicides et les organophosphorés ont une marge thérapeutique relativement étroite ; il convient donc d'en évaluer soigneusement la posologie et les conditions d'utilisation.

Selon l'état physiologique, l'administration d'anthelminthiques organophosphorés est à éviter pour des animaux très constipés (en raison d'une absorption intestinale trop importante) et pour les femelles pendant les dernières semaines de gestation, dans la crainte d'un éventuel effet parasymphomimétique, notamment sur la paroi utérine (BUSSIERAS J, CHERMETTE R, 1988).

Enfin, l'administration des anthelminthiques par voie orale est rendue difficile par l'habitude qu'ont les petits camélidés à cracher. En effet, l'administration de l'anthelminthique nécessite une bonne contention puis l'ingestion forcée du produit, ce qui stresse et contraint l'animal : celui-ci, mécontent, se met à cracher, régurgitant alors tout le produit si difficilement administré (GIUDICELLI C.1991).

La vermifugation contre les nématodoses se fait grâce à des anthelminthiques sans effet persistant. Le thiabendazole, le mebendazole, le fenbendazole, l'albendazole, le lévamisol, le pyrantel, et l'ivermectine sont indiqués contre des strongyloses digestifs. Si des œufs de *Trichure* ou de *Capillaire* sont trouvés dans les selles, l'utilisation du fenbendazole est à recommander.

Le praziquantel est utile pour traiter les cestodoses. Le clorsulon ou l'albendazole sont indiqués contre la fasciolose. Chez les petits camélidés, seul l'albendazole est considéré comme efficace contre la dicrocoeliose.

L'innocuité du clorsulon à été prouvée mais son efficacité chez les petits camélidés reste encore inconnue (RICKARD LG, 1994).

Les indications des molécules sont résumées dans le tableau ci après.

<b><u>Anthelminthique</u></b>	<b>Nématode</b>			<b>Cestode</b>	<b>Trématode</b>	
	Strongles digestifs	Strongles respiratoires	Trichures/ Capillaires	Moniezia	Fasciola	Dicrocoelium
Thiabendazole	x					
Mebendazole	x	x x	x			
Fenbendazole	x x	x x	x x			
Albendazole	x x	x x			x x	x x
Lévamisole	x x	x x				
Pyrantel	x x					
Ivermectine	x x	x x	x x			
Praziquantel				x x		
Clorsulon	x x				x x	

**Tableau 2 : Spectre des anthelminthiques (d'après BUSSIERAS J, 1995 ; FOREYT W J, 2001)**

Les posologies, ainsi que l'innocuité de la plupart des molécules n'ont jamais été testées. Seules quelques études ont été menées à petite échelle, pour évaluer l'efficacité, et l'innocuité de certaines molécules. Leurs conclusions restent simplement indicatives car elles ne possèdent pas l'ampleur d'une étude d'AMM.

Une étude a porté sur l'évaluation de l'excrétion fécale des œufs de parasites (*Trichostrongylus* et *Oesophagostomum*) après une injection d'ivermectine SC à la dose de 0,2mg/kg. Elle a été réalisée sur 10 lamas et 8 alpagas. Ces animaux ont été divisés en deux groupes, un groupe testé et un groupe témoin. Des coproscopies et des examens cliniques ont été réalisés régulièrement sur ces animaux. Au bout de 3 semaines une diminution significative de 100% de l'excrétion fécale est observée. Aucun effet secondaire n'est noté. (GEURDEN T, VAN HEMELRIJK K, 2005).

Une autre étude a été menée sur l'efficacité du fenbendazole à la dose 5mg/kg sur des lamas. Sur un groupe de 12 lamas, 6 ont reçu du fenbendazole et les 6 autres un placebo. Des coproscopies et des examens cliniques ont été réalisés régulièrement (deux fois par semaine) sur les 2 groupes. Ils permettent d'observer une diminution significative des œufs des parasites (*Nématodirus*, *Strongyloides*, *Trichuris*) retrouvés dans les fèces. Les animaux n'ont pas développé d'effet secondaire au traitement. (BEIER E, LEHENBAUER TW, SANGIAH S, 2000).

Après l'administration per os du fenbendazole à la dose de 5mg/kg à des lamas, l'absorption intestinale est équivalente à celle des ovins, mais son élimination par le rein est beaucoup plus lente. (BEIER E, LEHENBAUER TW, SANGIAH S, 2000).

Il a été décrit des résistances de certains parasites à l'ivermectine sur les petits camélidés (FOWLER ME, 1995). Les parasites *Haemonchus*, *Trichostrongylus* et *Téladorsagia* avaient déjà développé des résistances à l'ivermectine chez les bovins.

Le tableau ci après présente les posologies, les voies d'administrations et les durées de traitements des différentes molécules.

Anthelminthique	Voie d'administration	Posologie mg/kg/j	Durée d'administration en jour
Thiabendazole	Per Os	50-100	1-3
Mébendazole	Per Os	22	1
Fenbendazole	Per Os	10-15	1-3
Albendazole	Per Os	10	1
Levamisole	Per Os+ Sous cutané	5-8	1
Pyrantel	Per Os	18	1
Ivermectine	Per Os+ Sous cutané	0,2	1
Praziquantel	Per Os	5	1
Clorsulon	Per Os	7	2 fois a 45j d'intervalle

**Tableau 3 : Posologies et voies d'administration des anthelminthiques (d'après M.E.FOWLER, 1995 ; R.WROSYCHUK, 1989)**

Le traitement de protozooses est beaucoup plus compliqué : la cryptosporidiose par exemple ne peut être traitée à ce jour.

La lutte contre les coccidies du genre *Eimeria* est longue ; elle nécessite des traitements journaliers (jusqu'à 21 jours), ce qui ne facilite pas l'observance du traitement et favorise de nombreux échappements. Cependant les coccidioses se résolvent le plus souvent spontanément dans les 10 jours, sauf pour les affections à *E. macusaniensis* où il est nécessaire de traiter quand il y a des symptômes (RICKARD LG, 1994).

Anticoccidiens	Voie d'administration	Posologie mg/kg/j	Durée d'administration (en jour)
<b>Traitement</b>			
Amprolium	Per Os	10	5-21
Sulfaméthazine	Per Os	130 le premier jour puis 65 BID	4

**Tableau 4 : Traitement des coccidioses**

Aucun traitement n'est indiqué dans le cas de giardiose sur les petits camélidés (la giardiose reste quand même un cas exceptionnel)

En complément d'un traitement, il est avantageux de renforcer les mesures prophylactiques. Il est à craindre qu'avec l'utilisation massive des anthelminthiques et anticoccidiens, des résistances déjà apparues chez les ovins et les bovins ne se retrouvent aussi chez les petits camélidés. Il est par conséquent d'autant plus important de mettre en place des mesures prophylactiques.

### 3. Epidémiologie et prophylaxie:

Pour mieux comprendre les mesures prophylactiques, il est faut revenir sur l'épidémiologie des différentes classes de parasites. L'épidémiologie des parasites n'a souvent pas été étudiée chez les petits camélidés. Des analogies avec les connaissances acquises chez les ovins et les bovins sont donc nécessaires.

#### a. *Les strongyloses :*

Les strongles sont les parasites internes majoritaires dans le tube digestif des petits camélidés. Les sources de parasites sont essentiellement constituées par les ruminants domestiques : ovins, bovins, équidés, ruminants sauvages, ou lagomorphes, selon les spécificités.

L'excrétion des œufs est augmentée au moment du printemps : les premières générations de strongles sont très prolifiques. Il faut donc bien penser à protéger les jeunes au printemps : il est conseillé de faire une coproscopie afin d'adapter au mieux le traitement. De plus, il convient d'éviter autant que possible le mélange de générations. L'infestation se fait par l'ingestion des larves infestantes ou des hôtes paraténiques.

Le surpâturage est à proscrire : il induit une contamination accrue des parcelles, et une consommation des aires de refus situées autour des zones de défécation où le nombre de larves est très important.

Il est recommandé de ne pas regrouper les animaux toujours sur la même parcelle lors de la période de mise bas. Le cas échéant, la pression parasitaire des parasites spécifiques des jeunes est beaucoup plus importante.

La prophylaxie sanitaire est suffisante chez les petits camélidés. (chez qui le taux d'infestation très faible) pour lutter contre les strongles : il n'est pas nécessaire de lui surajouter (comme chez les bovins) une prophylaxie médicale. Des coproscopies régulières permettent d'évaluer la population parasite et d'ajuster un traitement si nécessaire.

Il est important de ne pas viser la contamination zéro des jeunes, afin que ceux-ci développent une immunité comme le montre cette étude. Dans une étude de RS GREEN (GREEN RS and al, 1996), 94 alpagas sont mis en pâture pendant 10 mois sur une parcelle contaminée par des ovins. Plusieurs prises de sang ont alors été effectuées afin de rechercher d'éventuels anticorps contre les larves L3 de *Cooperia*, *Ostertagia*, et de *Trichostrongylus*. Des anticorps spécifiques ont été retrouvés sur des lamateaux 3 jours après leur naissance, avec un maximum vers les 23-26 mois. Les alpagas développent donc une immunité contre certains nématodes. Cette immunité semble protectrice puisque il y a une corrélation négative entre le taux d'anticorps et l'excrétion fécale des parasites. (GREEN RS, DOUCH PG, and al, 1996).

Il apparaît donc nécessaire de laisser une population seuil de parasite chez les lamateaux, pour que ceux ci acquièrent leur immunité qui sera la meilleure protection pour les années à venir.

Les facteurs climatiques (chaleur, humidité), une mauvaise conduite d'élevage (mélange des classes d'âge, mauvaise rotation des prairies, surpâturage) sont des facteurs contribuant à augmenter la contamination des parcelles, et par conséquent l'infestation des animaux.

b. *Les Trématodoses :*

❖ Epidémiologie et prophylaxie de la grande douve (*Fasciola hépatica*) :

Les petits camélidés s'infestent, comme les bovins, en ingérant des métacercaires, soit lorsqu'ils sont enkystés sur des végétaux situés en bord des ruisseaux ou dans les zones inondables, soit quand ils sont libres et flottants dans l'eau (cas d'environ 12% des métacercaires). Les réservoirs du parasite sont constitués par les jeunes bovins (les bovins adultes ont acquis une immunité), par tous les ovins (il n'existe pas d'immunité chez les ovins), par les ruminants sauvages, et par d'autres mammifères comme les ragondins et les rats musqués. Du fait de l'existence d'un réservoir sauvage de la douve, son éradication n'est pas envisageable.

On peut typer les pâturages plus propices au développement des douves : ce sont les pâturages humides présentant des ruisseaux, des mares, des fossés de drainage (gîtes permanents). Les limnées peuvent aussi envahir l'ensemble d'une prairie, le pourtour des abreuvoirs, les dépressions causées par le piétinement animal ou les roues du tracteurs (gîtes secondaires). Le climat est primordial pour expliquer le cycle parasitaire : ni les limnées ni les douves n'évoluent quand la température est inférieure à 10°C, et toutes deux ont besoin d'eau en nature.

Si les métacercaires, du fait de leur résistance à l'hiver et à l'été sont présentes tout au long de l'année, des pics d'infestation sont notés. Ils correspondent à la fin de la maturation des douves chez les limnées et à la libération des cercaires. Deux pics existent : l'un au printemps, et l'autre -plus important- à l'automne.

La prophylaxie associe classiquement des mesures concernant l'hôte intermédiaire et d'autres concernant l'hôte définitif.

Les interventions sur la limnée sont limitées : il faut dépister ses gîtes au sein de l'élevage, pour pouvoir ensuite envisager leurs destructions. On utilise alors soit des molluscicides (mais on observe souvent une ré infestation d'une année sur l'autre) : CuSO<sub>4</sub> 10 à 20 ppm, ou

30kg/Ha, soit on assèche la zone. On peut aussi introduire le prédateur de la limnée : un gastéropode du genre *Zonitoides*.

Des traitements systématiques, au printemps et à l'automne sont conseillés sur les bovins. Il n'existe pas d'indication pour les petits camélidés actuellement.

❖ Epidémiologie et prophylaxie de la petite douve (*Dicrocoelium lanceolatum*)

Le traitement fait suite au diagnostic.

Pour la prophylaxie, il faut veiller à ne pas épandre les fèces contaminées sur des terres de pâture, et changer les litières après traitement. L'action sur les mollusques est illusoire, car ils sont très résistants. L'action sur la fourmi peut être envisagée : du DDT peut être épandu, ou des volailles peuvent être introduites sur les pâtures contaminées. Pour la conduite d'élevage, il faut éviter de mettre les lamas en pâture avec des ovins contaminés. (LOUGUET Y, 1997)

c. *Cestodose* :

Aucune prophylaxie n'est indiquée pour les petits camélidés à ce jour.

d. *Coccidiose* :

La source de contamination directe (ookystes sporulés infectants) est souvent constituée de porteurs sains, et d'animaux malades.

La source de contamination indirecte est constituée des pâturages ou des zones de stabulation, dans lesquelles les ookystes sporulent en 48h, puis survivent dans le milieu extérieur de 12 à 18 mois. Du fait de la résistance des ookystes à de nombreux agents physiques et chimiques, ainsi qu'au froid, le milieu reste infectant pour les animaux pendant plusieurs mois.

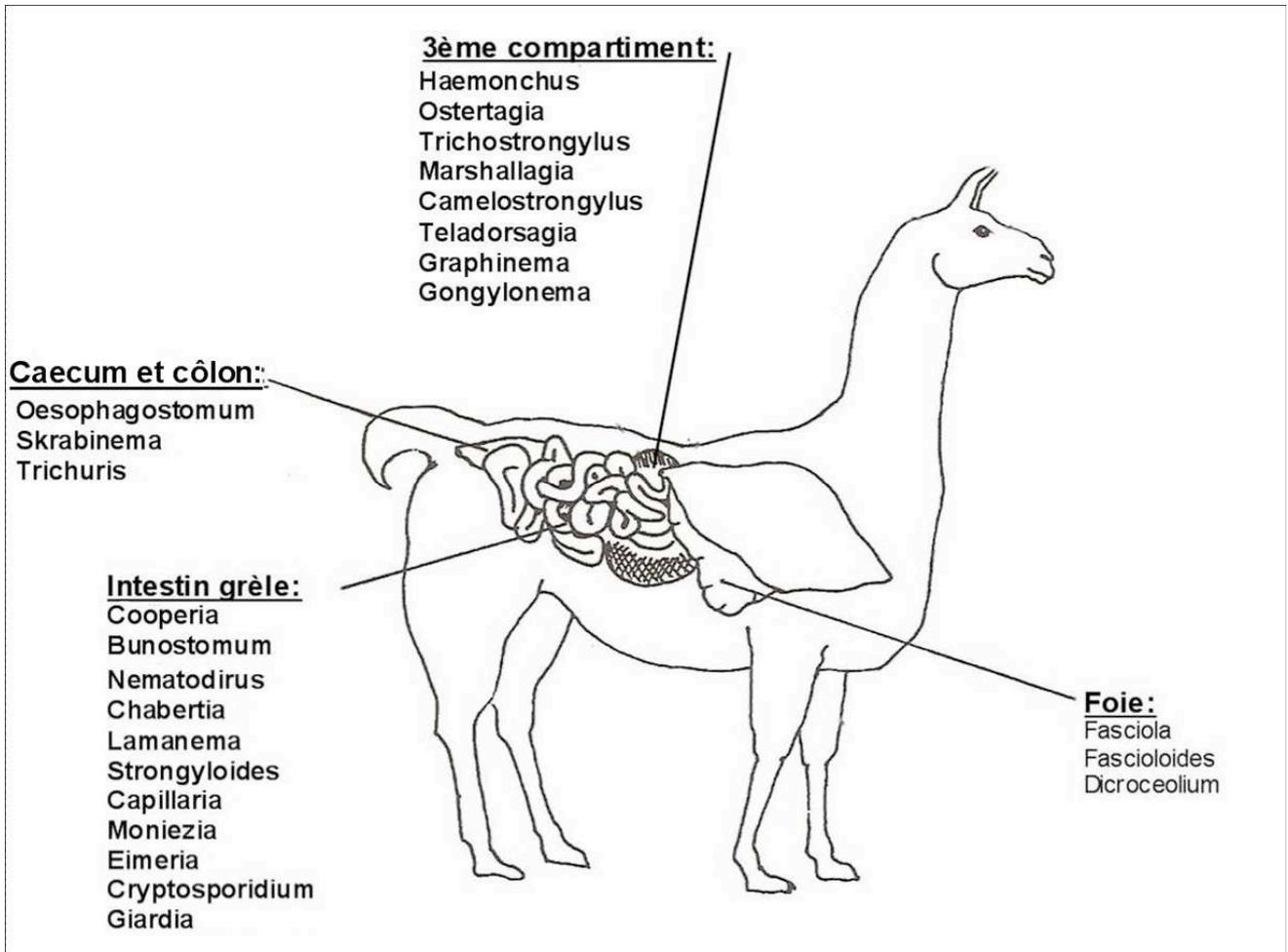
L'infestation se fait par ingestion des ookystes sporulés. La quantité d'ookystes ingérés, ainsi que la résistance intrinsèque des animaux expliquent l'apparition de symptômes aigus ou atténués.

La prophylaxie associe des mesures sanitaires et médicales. La prophylaxie sanitaire consiste en une hygiène des locaux : lavage régulier, retrait des litières, nettoyage des abreuvoirs. Les mesures médicales consistent en l'administration d'anticoccidiens en continu, de façon à interdire un cycle complet des coccidies, tout en permettant aussi l'immunisation des animaux, si c'est possible.

Anticoccidiens	Voie d'administration	Posologie mg/kg/j	Durée d'administration (en jour)
<b>Prévention</b>			
Décoquinate	Per Os	0,5	28
Sulfaguanine	dans l'alimentation	0,2% de l'aliment	en permanence

**Tableau 5 : Prophylaxie médicale des coccidioses**

Un schéma récapitulatif des différents parasites recensés dans la partie bibliographique est présenté ci-après.



**Figure 13 : Principales espèces parasites du genre Llama et leurs localisations**

**Dessin modifié d'après (FOREYT WJ, 2001).**

Beaucoup de parasites sont communs aux petits camélidés et aux ruminants (ovins et bovins). Il est intéressant de faire le point sur l'impact qu'ont le climat, et la faune environnante sur la population parasite des petits camélidés français.

L'enquête réalisée ensuite à pour but de recenser les parasites digestifs des petits camélidés en France, grâce à une étude coproscopique.

## **II. PARTIE EXPERIMENTALE : recensement de la faune parasitaire des petits camélidés par coproscopie :**

### **A. Présentation de l'enquête et de ses objectifs :**

L'objectif de cette étude est de réaliser un recensement de la population parasite des petits camélidés français grâce à une étude coproscopique.

Cette étude vise à observer et à quantifier les parasites présents en France chez les petits camélidés. La recherche s'oriente particulièrement sur des parasites déjà décrits chez les petits camélidés (sur tous les continents), ou sur des parasites déjà connus chez d'autres ruminants (notamment les ovins et les bovins).

### **B. Matériels et méthode :**

#### **1. La population cible**

La population cible de cette étude est constituée par les lamas (*Llama glama*) et les alpagas (*Llama pacos*) présents en France métropolitaine au printemps 2007. Il avait été demandé aux éleveurs d'éviter de vermifuger leurs animaux dans les 3 mois précédents le prélèvement.

#### **2. L'échantillonnage**

Pour ce recensement, l'échantillonnage de la population cible s'est fait selon les règles suivantes :

Les propriétaires de petits camélidés ont été avertis du projet grâce à des articles parus dans le journal interne de l'Association Française des Petits camélidés : ASPC (cf. annexe 5). Le Dr Giudicelli a, grâce à ses relations, beaucoup participé au recrutement des éleveurs.

L'échantillonnage s'est donc effectué de manière volontaire pour le choix des éleveurs et de manière aléatoire (tirage aléatoire de deux individus parmi le troupeau par l'éleveur) pour le choix des individus testés.

Les éleveurs, répartis sur toute la France, se sont ainsi portés volontaires pour envoyer des prélèvements de fèces. En plus des prélèvements, les éleveurs étaient invités à répondre à un questionnaire visant à mieux connaître leur élevage. (cf. Annexe 4).

### 3. La méthode de prélèvement

Une méthode de prélèvement de fèces a été envoyée aux éleveurs participants (cf. Annexe 3), pour éviter les contaminations externes (faux positifs) et les destructions d'œuf ou de larve (faux négatifs).

Ainsi les fèces devaient être prélevées dans les 10 min après leur émission. Elles étaient ensuite placées dans un sac de type ZYPLOC™ et envoyées dans les 24H au service de parasitologie de l'Ecole Nationale Vétérinaire de Lyon. A leur réception, les fèces étaient placées au froid à +4°C. L'analyse des prélèvements a été effectuée dans la semaine.

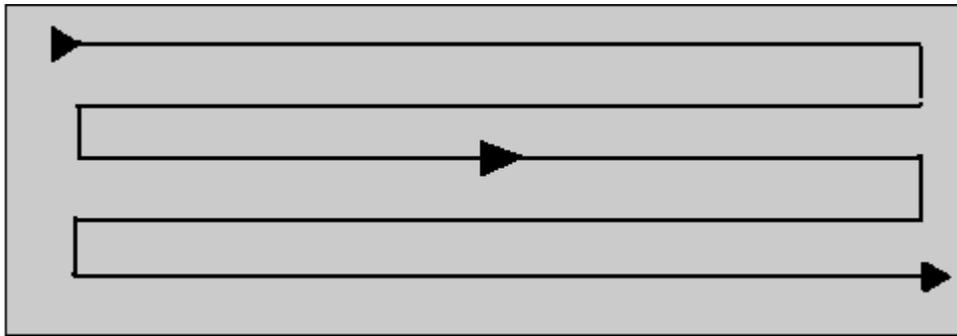
### 4. La méthode de coproscopie

La méthode coproscopique choisie est une technique de flottation à partir de sulfate de zinc. Le principe consiste à diluer le prélèvement dans une solution de densité élevée (liquide de flottation) afin de concentrer les éléments parasitaires, de densité inférieure, à la surface du liquide. La solution utilisée est du liquide de Faust (Sulfate de zinc) de densité 1,4.

Mode opératoire :

- Homogénéiser le prélèvement
- Déliter 5g de fèces dans 20ml de solution dense dans un verre à pied.
- Tamiser le mélange dans une passoire à thé.
- Remplir un tube à ras bord avec le mélange obtenu (réalisation d'un ménisque convexe). Puis recouvrir le tube d'une lamelle.
- Centrifuger 5 minutes à 1300 tr/min.
- Récupérer la lamelle sur laquelle les éventuels éléments parasitaires se sont collés, la déposer sur une lame et observer au microscope.

La lecture de la lame s'est faite selon un trajet rigoureux, pour n'oublier aucun parasite.



**Figure 14:Trajet de lecture d'une lame**

#### 5. La reconnaissance des parasites

La reconnaissance des parasites, a été effectuée à l'aide d'un oculaire micrométrique pour une identification précise. L'ensemble de l'étude a été encadré par Madame Lyse Roy, responsable des coproscopies du service de parasitologie de l'Ecole Nationale Vétérinaire de Lyon.

L'analyse a été surtout qualitative, mais la quantité de parasite pouvait être estimée, grâce à un encodage sous forme de + :

P : entre 1 et 5 éléments parasitaires

+ : Entre 5 et 50 éléments parasitaires

++ : Entre 50 et 500 éléments parasitaires

+++ : Entre 500 et 1000 éléments parasitaires

## C. Résultats :

### 1. La population cible

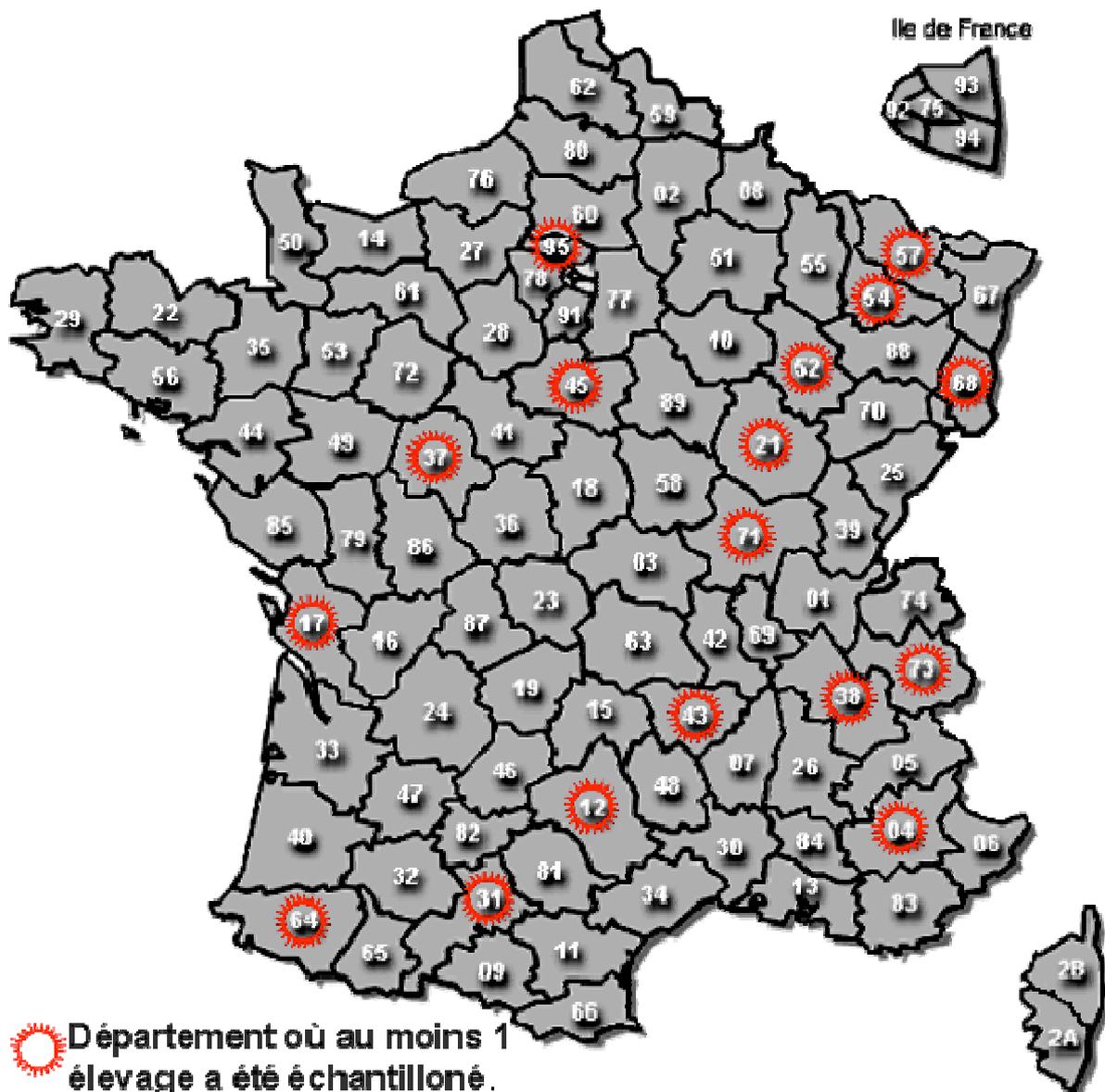
18 éleveurs se sont portés volontaires pour participer à l'étude. Dans chaque élevage, 2 prélèvements ont été effectués. Les caractéristiques des animaux échantillonnés sont présentées ci-dessous.

		Lamas	Alpagas	total
Nombre	Male	15	1	16
	femelle	8	1	9
	femelle gestante	7	4	11
Age	moins de 2 ans	8	1	9
	plus de 2 ans	22	5	27
	moyen	4,9	4	4,75
Elevage	nombre de <i>Llama</i> dans les élevages	147	47	194
	nombre prélevé	30	6	36

**tableau 6: résultats de l'échantillonnage**

La population de petits camélidés ainsi échantillonnée (soit l'ensemble des petits camélidés que possèdent les éleveurs participants) est de 194 animaux.

Les éleveurs participants étaient répartis sur l'ensemble de la France.



**Figure 15 : Répartition des éleveurs participants en France métropolitaine**

## 2. Les prélèvements

36 prélèvements ont été analysés individuellement. Les résultats des coproscopies sont résumés dans le tableau ci-après. Le détail des résultats est joint en annexe 6.

Nématode	strongle	14
	dont <i>Nematodirus</i>	2
	<i>Trichure</i>	6
Trématode	<i>Dicrocoelium</i>	8
Protozoaire	<i>Eimeria</i>	7
pas de parasite		13

**Tableau 7: Résultats des coproscopies**

### 3. La conduite d'élevage

Les élevages sont présentés dans le tableau.

		Nombre d'élevage
<b>Localisation géographique: type de relief</b>	Plaine	13
	Montagne	4
<b>Type d'élevage*</b>	Loisir	9
	Portage	4
	Laine	1
	Reproduction	10
	Débroussaillage	2
<b>Conduite d'élevage</b>	Présence d'une autre espèce sur le site d'élevage	10
	Site d'élevage réservé aux <i>Llama</i>	8
	Plein air intégral	5
	Plein air avec étable pour la nuit ou l'hiver	8
	Non communiqué	5

\*certains éleveurs ont répondu plusieurs critères à cette question.

**Tableau 8: présentation des élevages**

Dans les élevages interrogés, le site d'élevage est partagé avec d'autres espèces pour 10 élevages.

Autres espèces sur le site d'élevage:	Nombre d'élevage
Bovin	1
Ovin	4
Cheval	2
Ane	1
Poule	1
Faune sauvage	1
Aucune autre espèce	7
Non communiqué	1

**Tableau 9 : Espèce présentes sur le site d'élevage**

Parmi ces élevages seulement trois d'entre eux mettent en pâture les petits camélidés avec une autre espèce : l'espèce partageant la pâture est alors le cheval, l'âne ou la faune sauvage.

Concernant la vermifugation, 4 animaux avaient été vermifugés dans les 3 mois avant l'analyse, 22 animaux dans les 6 mois, le reste des animaux (10) avaient été vermifugés plus de 6 mois auparavant. Le tableau ci-après présente les molécules utilisées pour la dernière vermifugation.

Molécule utilisée	Nombre d'animaux
ivermectine	13
mebendazole/closantel	1
netobimin	5
fenbendazole	10
doramectin	7
Non communiqué	0

**Tableau 10 : Molécules utilisées pour la dernière vermifugation**

Les posologies utilisées pour les différentes molécules dans les élevages ne sont pas interprétables : pour une même molécule, chaque élevage à sa propre posologie...

Le tableau ci-dessous présente le programme annuel de vermifugation des élevages interrogés :

<b>Vermifugation</b>	1 fois/an	2
	2 fois/an	7
	Plus de 2 fois/an	1
	Non communiqué	8
<b>Choix du vermifuge</b>	coproscopie annuelle	4
	Spectre le plus large	4
	Non communiqué	10

**Tableau 11: programme annuel de vermifugation**

## D. Discussion

### 1. Le protocole

#### a. *l'échantillonnage*

Les éleveurs volontaires ont été recrutés via l'Association Française des Petits Camélidés (AFPC), tous les éleveurs de France n'avaient donc pas accès à cette étude.

Par le biais associatif, les éleveurs les plus « actifs » ont été sélectionnés et parmi eux, les volontaires c'est-à-dire ceux qui reconnaissent déjà l'importance que peut avoir le parasitisme sur la santé de leurs petits camélidés. L'étude sous estime donc vraisemblablement la population parasitaire.

Le choix des animaux prélevés a été réalisé par les éleveurs : il est concevable que ceux-ci choisissent tout particulièrement les animaux susceptibles d'être parasités : les animaux les plus mal en point ou les animaux ayant déjà été parasités, ou enfin les jeunes animaux (biais de sélection).

#### b. *les prélèvements*

Les prélèvements ont volontairement été réalisés au printemps pour se situer dans une période propice à l'excrétion des parasites (spring rise).

Cependant quelques animaux avaient déjà été vermifugés dans les 3 mois : cela a fortement diminué les risques de détecter des parasites dans leur selle, la recontamination en hiver étant généralement faible.

Les conditions de prélèvement n'ont pas toujours été idéales, certains échantillons comportaient des morceaux de paille ou d'herbe et étaient particulièrement desséchés, preuve que les fèces avaient inévitablement séjourné quelques heures en milieu extérieur : certains parasites ont donc pu échapper au prélèvement.

### c. *la méthode de coproscopie*

Certains ouvrages rapportent qu'elle n'est pas particulièrement adaptée pour la recherche d'œufs de trématode : selon leur auteur, le sulfate de zinc n'est pas assez dense pour permettre la flottation de ces œufs. Cependant notre solution (de densité 1,4) à une densité proche de celle de l'iodo-mercurate, solution conseillée pour la recherche de trématodes.

D'autre part la ponte de *Fasciola hepatica* est d'autant plus faible que l'espèce infestée est inhabituelle, ce qui est le cas pour les petits camélidés. (CHOWDHUR N, AGUIIRRE A, 2001).

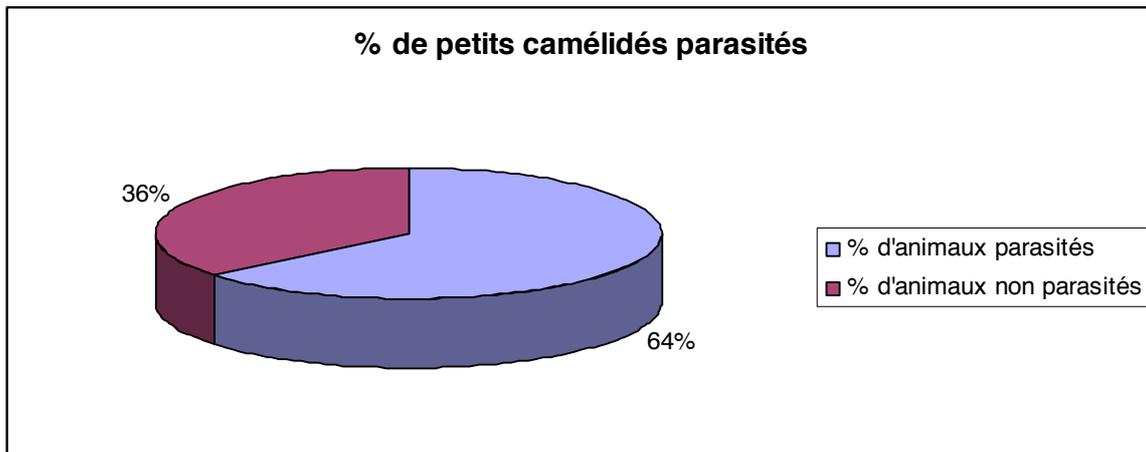
Pour les tœnias, la coproscopie par flottation n'est pas le moyen le plus adapté pour leur recherche. L'excrétion du parasite se fait sous forme de segments ovigères qui, s'ils ne sont pas rompus, ne laissent pas sortir les œufs : la coproscopie peut alors être faussement négative.

Cette méthode est adaptée pour la recherche de nématode et des coccidies, bien que l'excrétion de ces parasites varie beaucoup dans le temps.

### d. *l'expérimentateur*

L'examineur a été le même pour l'ensemble des coproscopies. Son expérience a naturellement progressé au cours de l'étude, mais l'incidence de cet apprentissage sur les résultats est mineure grâce à l'intervention d'un autre expérimentateur compétent, qui effectue en temps normal l'ensemble des coproscopies pour l'Ecole Nationale Vétérinaire de LYON.

## 2. Les résultats



**Fig. 16 : Pourcentage d'animaux dont les prélèvements contiennent des parasites**

Au terme de cette étude, il en ressort que peu de petits camélidés Français sont parasités.

Ce résultat est à nuancer : 11% des animaux avaient été vermifugés dans les 3 mois et 61% dans les 6 mois. Comme l'hiver 2006 a été peu propice à la recontamination, la vermifugation a pu fausser les résultats.

Pour beaucoup de parasites (notamment les strongles), une excrétion très importante intervient au moment du printemps. L'analyse a volontairement été effectuée à cette période, pour être la plus exhaustive possible.

L'élevage des petits camélidés français n'est pas très propice aux contaminations par des parasites : les troupeaux sont de petite taille (10,7 animaux/troupeau en moyenne), le risque de contamination y est donc plus faible. Les animaux vivent généralement soit en plein air intégral, soit ils sont rentrés le soir. Les conditions extérieures, moins propices au développement larvaire, rendent l'achèvement d'un cycle moins probable.

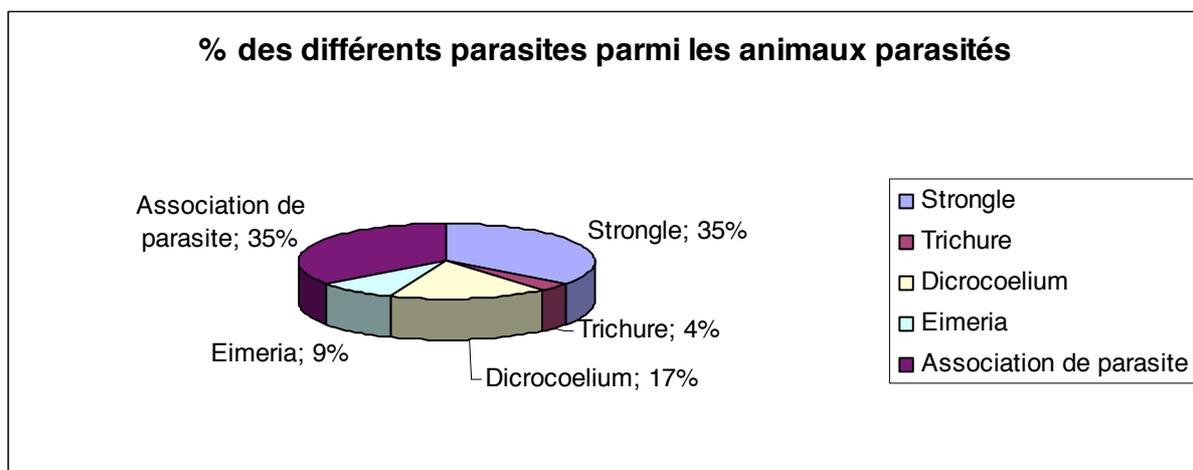
Le risque de contamination est réduit par le fait que chaque animal dispose d'un vaste territoire à pâturer, et que les petits camélidés ne pâturent jamais dans l'aire de défécation. En

effet, la pâture des petits camélidés est très bien cloisonnée : il y a l'aire de roulage, l'aire de pâture et l'aire de défécation.

Le risque de contamination par des parasites d'autre espèce est faible. Les camélidés pâturent le plus souvent dans une parcelle qui leur est réservée (pour 10 élevages), ou ils sont mélangés avec des espèces qui ne sont pas des ruminants (3 élevages) : les parasites pouvant passer d'une espèce à l'autre sont donc rares.

Cependant comme les animaux de moins de 2 ans pâturent avec les animaux adultes, les jeunes naïfs risquent d'être plus parasités ; la petite taille de l'échantillon analysé (seulement 9 jeunes sur 38) ne permet pas de répondre à cette question.

La pression parasitaire dans les élevages de petits camélidés Français est donc faible.



**Figure 17 : Pourcentage des différents parasites retrouvés dans les coproscopies positives**

Les résultats obtenus montrent que parmi les animaux parasités, la quantité d'œufs retrouvée est très faible : généralement moins de 5 éléments parasites par 5g de fèces. Il est vrai que sur un animal, la quantité d'éléments parasites retrouvée dans les fèces, n'est pas corrélée à la quantité de parasites présente chez l'animal, l'excrétion étant variable dans le temps.

Sur l'échantillon de l'étude, la variation de cette excrétion est négligeable, puisque les prélèvements ont été réalisés sur une semaine dans différents élevages et dans différentes régions.

Concernant les espèces parasites retrouvées, il est intéressant de constater que les *Eimeria* sont spécifiques du genre Llama. Ainsi, les *Eimeria* retrouvées sur les échantillons sont issues des camélidés importés et ne se maintiennent dans l'élevage français que grâce à une contamination inter-camélidés et aux nouvelles importations. Cette faune parasite est spécifique des Llama.

En revanche, les autres parasites (comme les *Dicrocoelium*) sont issus d'une contamination interspécifique avec les ruminants (et particulièrement des ovins). L'apparition de ces parasites chez les petits camélidés est liée à une interaction avec les espèces autochtones d'Europe, puisque les *Dicrocoelium* ne sont pas retrouvés en Amérique du sud.

### 3. Analyse des résultats en comparaison avec d'autres études similaires

L'Alliance Pastorale est une association comprenant un service de coproscopie. De nombreux éleveurs de petits camélidés ont l'habitude d'envoyer leurs prélèvements à cette association.

Les résultats des analyses coproscopiques de l'année 2006 sont présentés ci après: il s'agit de 210 coproscopies de petits camélidés. (133 lamas, et 77 alpagas), provenant d'élevages français.

Parmi les éléments parasites retrouvés, il y a des œufs de strongles (dont des œufs de *Nématodirus*), des œufs de *Trichure*, des œufs de *Dicrocoelium*, des ookystes de coccidies et des œufs de ténias (très certainement des *Monezia* car c'est le seul ténia à excrétion fécale que l'on retrouve cité par les chercheurs).

La fréquence des parasites est plus élevée (50% des prélèvements contiennent des parasites). Cela peut s'expliquer par le fait que les coproscopies sont généralement demandées quand les animaux présentent des symptômes compatibles avec une infestation parasitaire. Les coproscopies dans le cadre d'une surveillance du niveau de parasitisme dans l'élevage sont plus rares.

Des études comparables à celle réalisée ici ont été réalisées auparavant, aux Royaume Uni, en Oregon (USA) et en France en 1988.

L'étude réalisée au Royaume Uni se basait sur des coproscopies mais n'avait qu'une approche quantitative : elle constatait simplement si les animaux étaient parasités ou non, sans distinction des parasites présents. Elle concluait que les éleveurs vermifugeaient inutilement leurs animaux pendant l'hiver.

L'étude réalisée en Oregon, a duré de 1985 à 1987 et a porté sur 243 prélèvements ; elle consistait à faire des coproscopies qualitatives.

L'étude réalisée en France en 1988 n'a concerné que 7 animaux, et consistait en des coproscopies qualitatives suivies de coproculture.

Le tableau ci dessous compare les résultats des différentes études à celle réalisée ici (tableau 12).

	<b>strongles gastro-intestinaux</b>	<b>Strongyloides</b>	<b>petite douve</b>	<b>grande douve</b>	<b>tænia</b>	<b>coccidie</b>	<b>Trichure Capillaria</b>
<b>Oregon</b>	présent	présent	absent	absent	absent	absent	Présent
<b>France 1988</b>	présent	présent	présent	absent	absent	absent	Présent
<b>France 2006</b>	présent	absent	présent	absent	absent	présent	Présent

**Tableau 12 : Comparaison des résultats de différentes études**

Parmi les espèces parasites, les strongles et les *Trichure* sont cités en Europe et en Amérique du Nord. Dans notre étude, aucun œuf de *Strongyloides* n'a été retrouvé, tandis que l'étude réalisée en France en 1988 et en Oregon en fait état. En revanche, la petite douve, présente en 2007, avait déjà retrouvée en France en 1988, mais n'est pas rapportée en Oregon. Seule la présente étude met en évidence des coccidies.

Les espèces parasites interspécifiques varient dans le temps et dans l'espace, même sous des latitudes équivalentes comme en France et en Oregon. Il est cependant étonnant de ne pas retrouver de coccidies dans les autres études : peut être ces parasites de petite taille ont ils été négligés.

# CONCLUSION

La recherche bibliographique des parasites digestifs à excrétion fécale a permis de mieux connaître les parasitoses internes des petits camélidés. Ainsi, la faune parasite varie selon la latitude sous laquelle vivent les *Llama*, et selon la population de parasites autochtones. Les méthodes de lutte restent encore du domaine expérimental : il n'existe à ce jour aucune étude à grande échelle qui permette de prouver l'innocuité et l'efficacité des molécules utilisées.

L'étude coproscopique réalisée donne ensuite une photographie de la population parasite à excrétion fécale des petits camélidés de France. Ceux-ci apparaissent peu parasités : beaucoup de *Llama* ne présentent pas de parasite dans leur selle, et les quelques coproscopies positives ne contiennent que très peu d'éléments parasites. La faune parasite des petits camélidés de France subit à la fois des influences des espèces autochtones, comme en témoigne la présence de *Dicrocoelium*, mais conserve aussi une faune spécifique, avec les *Eimeria*.

Cependant cette faune est bien maîtrisée par la conduite d'élevage des éleveurs français. Ainsi l'élevage français, typiquement extensif, et le comportement des Lamas contribuent à diminuer la pression parasitaire. De plus, le protocole de vermifugation appliqué est rigoureux.

L'intérêt marqué par les éleveurs des *Llama* pour l'objet de cette étude permet de penser que le dispositif expérimental existe aujourd'hui en France pour d'autres études sur les *Llama*, notamment une étude sur l'efficacité des traitements sur les *Dicrocoelium*.

**Le Professeur responsable  
de l'Ecole Nationale Vétérinaire de Lyon**

**Pr. G. BOURDOISEAU**

**Le Président de la thèse**

**Vu et permis d'imprimer**

**18 JUIN 2007**

Pour Le Président de l'Université  
Le Président du Comité de Coopération  
Des Etudes Médicales

Professeur F.N GILLY



**Vu : Le Directeur  
de l'Ecole Nationale Vétérinaire de Lyon**

Pour le Directeur et par délégation,  
**LA DIRECTRICE DE L'ENSEIGNEMENT**

**Professeur Françoise GRAIN**

licales,



## **Bibliographie :**

1. ANDERSON R C, (2000)

Nematodes parasites of vertebrates

CABI publishing, NY, 650p.

2. AFPC. (page consultée le 21 juin 2007)

Site de l'Association Française des Petits Camélidés, {en ligne} adresse URL:

<http://www.afpc-fr.com/lamas/html/association/Association.htm>

3. BEIER E, LEHENBAUER TW, SANGIAH S, (2000)

Clinical efficacy of fenbendazole against gastrointestinal parasites in Llamas

Small Ruminant Research, 36, 1, 17-23

4. BEIER E, LEHENBAUER TW, SANGIAH S, (2000)

Oral pharmacokinetics of fenbendazole in Llama, South American Camelids

Small Ruminant Research, 37, 3, 209-214

5. BELDOMENICO PM, UHART M, BONO MF, and al, (2003)

Internal parasite of Free-ranging Guanacos from Patagonia.

Vet Parasitol, 118, p 71-77

6. BEUGNET F, POLACK B, DANG H, (2004)

Atlas de coproscopie

KALIANXIS, Auxon, 277p

7. BEUGNET F, DANG H, (1997)

Le parasitisme interne des bovins

La dépêche Technique, 58, p5-38

8. BISHOP BS, RICKARD LG, (1987)

Fecal survey of llama (*Lama glama*) in Oregon

J AM MED ASSOC, 191, p1579-1581

9. BUSSIERAS J, CHERMETTE R, (1995)

Parasitologie vétérinaire helminthologie

Imprimerie du cercle des élèves, Maison-Alfort, 299p.

10. BUSSIERA J, CHERMETTE R, (1992)

Parasitologie vétérinaire protozoologie.

Imprimerie du cercle des élèves, Maison-Alfort, 186p.

11. BUSSIERAS J, CHERMETTE R, (1988)

Abrégé de parasitologie vétérinaire, fascicule 3 : Helminthologie

R.ROSSET, Paris, 267p

12. CEBRA CK., VALENTINE BA and Al, (2007)

*Eimeria Macusaniensis* infection in 15 lammas (*Lama glama*) and 34 alpacas (*Lama pacos*)

J AM VET MED ASSOC, 230, 1, 94-100

13. CEBRA CK, MATTSON DE, BAKER RJ and Al (2003)

Potential pathogens in feces from unweaned lama (Lama Glama) and alpaca (Lama pacos) with diarrhea

J AM VET MED ASSOC, 223, 12, 1806-1808

14. CHOWDHUR N, AGUIRRE A, (2001)

Helminths of wildlife

Science Publishers Inc, Enfield, 514p

15. CHURCH DC, D C Church (1976)

Anatomy of the stomach of Ruminants and pseudoruminants

In: D.C Church, Digestive Physiology and Nutrition of Ruminants Vol1, Metropolitan printing Co, Portland, p7-33.

16. CLENGHAUS MG O'CALLAGHAN, ROGERS C, (2004)

Coccidiosis and sudden death in an adult alpaca (Llama pacos)

Aust Vet J, 83, 11, 711-712

17. Ecole Nationale Vétérinaire de Lyon. Site de parasitologie (page consultée le 27 octobre 2006),

site de parasitologie de M Zenner; {en ligne} Adresse URL : [http://www.vet-lyon.fr/ens/para/en\\_index.htm](http://www.vet-lyon.fr/ens/para/en_index.htm)

18. FOREYT WJ, (2001)

Veterinary parasitology: reference manual 5<sup>th</sup> edition

Iowa state university press, Iowa, 221p

19. FOWLER ME, Iowa state university, (1995)

Parasite

In: Iowa State University, Medicine and surgery of South American Camelids, lama, alpaga, vicuna, guanaco

Library of Congress Cataloguing in Publication Data, Ames, p132-165

20. GERARD B, (1988)

Les camélidés sud américains du genre Lama et leur faune parasitaire

Thèse de doctorat vétérinaire, Université Claude Bernard, Lyon, 125pp + annexes

21. GEURDEN T, VAN HEMELRIJK K, (2005)

Ivermectine treatment against gastrointestinal nematodes in New World Camelids in Belgium

Small ruminant research, 58, p71-73

22. GIUDICELLI C, (1991)

Elever le lama, comment, pourquoi

Imprimeries de Champagne, Chaumont, 128p

23. GREEN RS., DOUCH PG., and AL (1996)

Antibody responses of grazing alpacas (Lama pacos) in New Zealand to intestinal nematods

International Journal of Parasitology, 26, 4, 429-435

24. HERTZBERG H, KOLHER L, (2006)

Prevalence and significance of gastrointestinal helminth and protozoa in South American Camelids in Switzerland

Berliner und Munchener Tierarztliche Wochenschrift, 119, 7/8, 291-294

25. JARVINEN JA, (1999)

Prevalence of Eimeria macusaniensis in midwestern Llama spp

J.Parasitol, 85, 2, 373-376

26. LAGRANGE C, MARTINEAU C, (1989)

Le Regne Animal, vol II

MARHALL CAVENDISH MCMXCIV, UE, 256p

27. LEGUIA G, (1991)

The epidemiology and economic impact of llama parasites

Parasitology today, 7, 2, 54-56.

28. LEVINE ND, burgess publishing company, (1995)

Classification

In: Burgess Publishing Company, Nematodes parasites of domestic animal and of man.

Library of Congress Catalog Card Number 68-26741, Minneapolis, p45-55

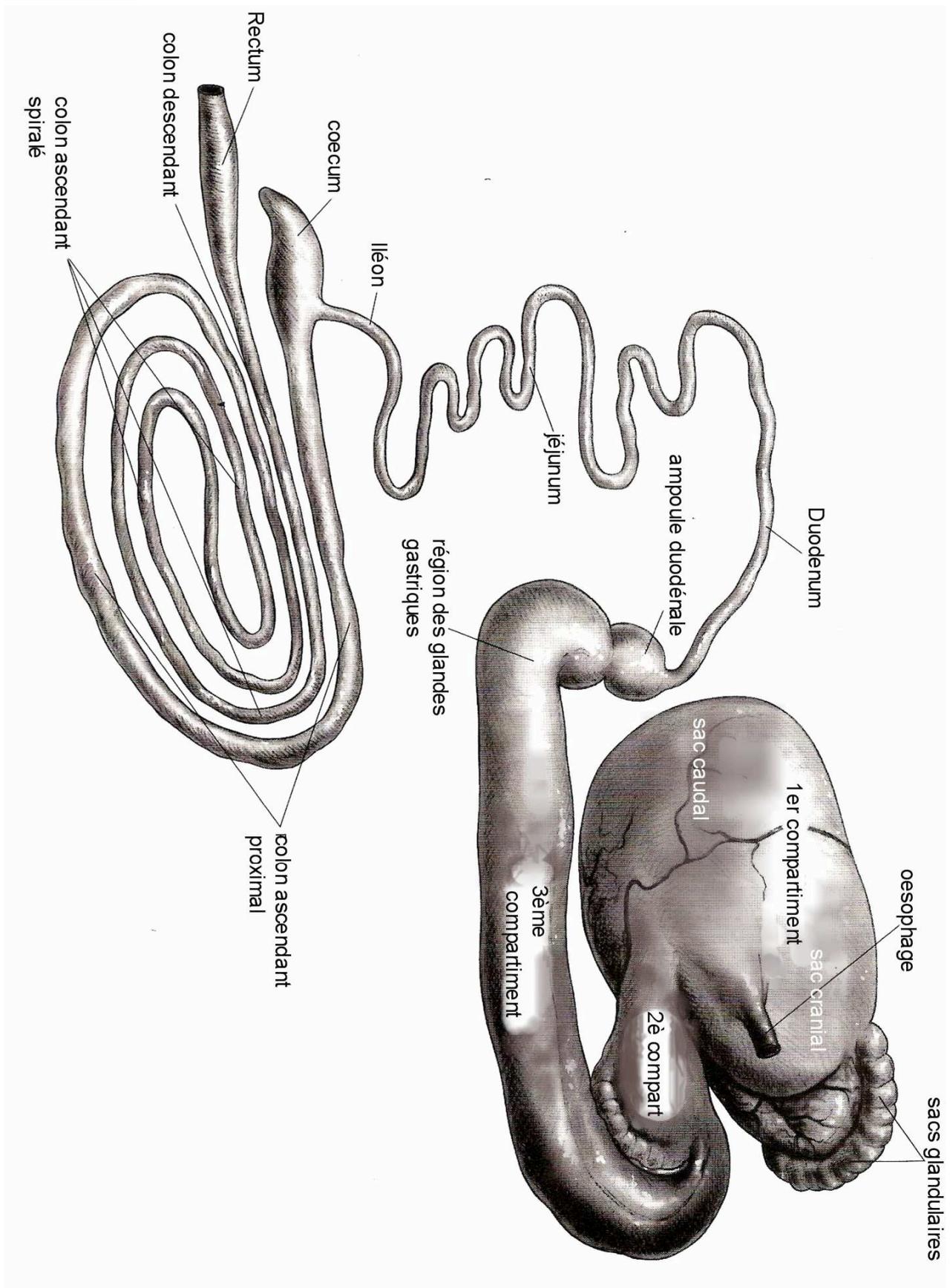
29. LOUGUET Y, (1997)

Contribution à l'étude de la dicrocoeliose bovine

Thèse de Doctorat Vétérinaire, Toulouse, 82p + annexes

30. McCracken TO, A KAINER R, SPURGEON TL, (1999)  
The lama and alpaga  
In: Spurgeon color atlas of large animal anatomy, the essentials  
Lippincott Williams and Wilkins, Baltimore, p96-103
31. RICKARD LG, (1994)  
Update on llama medicine  
Vet Clin of North Am Food Animal , 10, p239-247
32. SMUTS M, BEZUIDENHOUT A J, (1987)  
Anatomy of the dromedary  
Clarendon press, oxford, p33-35.
33. TAIT SA, KIRWAN JA, FAIR CJ, COLES GC, STAFFORD KA, (2002)  
Parasites and their control in South American Camelids in the United Kingdom  
Vet rec, 150, p637-663
34. WILSON RT, Springer Verlag (1989)  
Nutrition  
In: SpringerVerlag, Ecophysiology of the camelidae and Desert Ruminants,  
Library of Congress Cataloging in publication Data, Berlin, p95-105
35. WROSYCHUK R, (1989)  
Llama medicine  
Vet Clin Am Food Anim Pract, 5, 1, p203-225

Annexe 1 :



**Estomacs et intestins de lama (le jejunum a été écourté)**  
**Dessin modifié à partir de McCracken TO and al, 1999**



Annexe 2 :

Embranchement	Classe	Ordre	Superfamille	Famille	Genre
	Trematode	Distome		Fascioloidea	Fasciola Fascioloides
	Cestode	Cyclophyllida		Dicrocoeloidea Anoplocephalidae	Dicrocoelium Moniezia
	Nematode	Strongyloida = strongle	Strongyloidea	Strongylidae	Chabertia Oesophagostomum
			Ankylostomatoidea	Ankylostomatidae	Bunostomum
			Trichostrongyloidea	Trichostrongylidae	Ostertagia Teladorsagia Graphinema Spiculopteragia Camelostrongylus Haemonchus Marshallagia Lamanema Trichostrongylus Cooperia Nematodirus
			Metastrongyloidea	Metastrongylidae	Dictyocaulus
		Spirurida		Gongylonematidae	Gongylonema
		Oxyurida		Oxyuridae	Skrijabinema
		Rhabditida	Rhabditoidea	Strongyloidea	Strongyloides
Adenophorea		Secernentasida	Trichinelloidea	Trichuridae	Trichuris Capillaria

**Classification utilisée pour la thèse d'après ANDERSON RC, 2000**



## Annexe 3 :

### **Protocole de prélèvement des fèces :**

*Vous avez choisi de participer à mon étude, je vous en remercie. Voici les quelques indications pour réaliser le prélèvement dans de bonnes conditions.*

#### **Renseignements :**

Pour pouvoir affiner l'analyse de données, j'aurais besoin de mieux connaître votre élevage. Pour cela j'ai préparé un questionnaire, qui vous sera envoyé avec la date exacte du prélèvement (début avril environ) ; Ce questionnaire me permettra de savoir quels animaux cohabitent, dans quel environnement, quel est leur âge... afin de pouvoir mieux interpréter les résultats de la coproscopie. Toutes les données relatives à votre élevage resteront, bien sur, anonymes.

#### **Méthode de prélèvement :**

Pour éviter toute contamination extérieure (par des vers du sol), il faut que le prélèvement de fèces se fasse assez rapidement après l'émission des fèces : l'idéal est que les selles restent moins de 10 minutes au sol. Pour que je puisse analyser aisément le prélèvement, récoltez environ une « poignée » de fèces par animal sur 2 animaux choisis au hasard. Il suffit alors de les placer séparément dans deux sacs de type zyploc\*, et le prélèvement est réalisé !

#### **L'envoi :**

Comme les œufs de parasite ne se conservent pas très longtemps à température ambiante, il faut les envoyer assez rapidement. L'adresse à laquelle vous enverrez vos prélèvements (dans 2 sacs Zyploc\* fermés) est la suivante :

Laboratoire de parasitologie  
Ecole Vétérinaire de Lyon  
1 av BOURGELAT  
69 180 Marcy L'étoile

#### **Résultats :**

Dès la réception des fèces, les prélèvements seront mis au froid ; En suite, Je réaliserai les analyses dans la semaine et je vous communiquerai les résultats au plus vite. Selon les parasites trouvés dans la coproscopie, je vous conseillerai un vermifuge adapté.

Ces résultats d'analyses serviront au recensement de la population parasitaire des petits camélidés en France. Je vous tiendrai bien sur au courant, via le journal, des résultats de ce bilan du parasitisme chez les petits camélidés.

*J'espère que ces quelques indications vous ont paru claires, et merci encore de votre participation !*



## **Questionnaires de renseignement pour les élevages participants**

Ce questionnaire vise à acquérir les renseignements nécessaires à une analyse fine des données récoltées. Cela ne vous prendra que quelques minutes pour répondre à ces diverses questions sur votre élevage. *Je vous remercie par avance de l'attention que vous portez à cette étude.*

### I. ELEVAGE : A. Elevage :

#### 1. Région :

Dans quel département se situe votre élevage :

N°du département...

Quel est le type de relief :

- Montagne
- Plaine...
- Autre...précisez :

Combien de petits camélidés possédez-vous ? Complétez par un chiffre :

- ... Lama
- ... Alpaga

#### 2. type d'élevage :

Dans quel but élevez vous des petits camélidés :

- Pour le loisir
- Pour le portage
- Pour la laine
- Pour la reproduction
- Pour le débroussaillage

Y a-t-il d'autres animaux présents sur le site d'élevage?

- Non
- Oui... précisez :...

Si oui, les espèces présentes pâturent :

- En même temps que les petits camélidés
- Pas en même temps et à plus de 3 mois d'intervalle.
- Pas en même temps et à moins de 3 mois d'intervalle.

En hiver, les petits camélidés résident :

- Dans une étable réservée à eux seuls
- Dans une étable avec d'autres ruminants : précisez...
- A l'extérieur.

#### 3. Programme de vermifugation :

Quand ont été vermifugés les petits camélidés pour la dernière fois :

...

Quel vermifuge (nom du produit) avez-vous utilisé ?

...

A quelle dose l'avez-vous utilisé ? Complétez par un chiffre :

- ... fois la dose conseillée pour les bovins
- ... fois la dose utilisée pour les moutons

Les autres animaux présents ont-ils aussi été vermifugés en même temps ?

- Oui
- Non

Le choix du vermifuge a été fait :

- Grâce aux résultats d'une coproscopie réalisée une fois par an
- Grâce aux résultats d'une coproscopie réalisée l'année dernière
- Pour avoir un spectre le plus large possible

Combien de fois par an vermifugez vous vos petits camélidés :

- 1 fois
- 2 fois
- Plus : Précisez : ...

## II. ANIMAL :

1) Nom et numéro d'identification :

...

2) Age : ...

3) Sexe :

- Male
- Femelle gestante
- Femelle non gestante

4) Est-ce que cet animal a présenté des pathologies au cours de cette dernière année ?

- Non
- Oui, Précisez la/ les pathologie (s) : ...

5) Cet animal a-t-il déjà fait l'objet de coproscopie ?

- Non
- Oui (serait-il possible de joindre les résultats ?)

*Merci de votre collaboration à cette étude du parasitisme des petits camélidés,*

**Catherine Ollagnier**

## Annexe 5 :

### **Communiqué aux éleveurs pour l'étude du parasitisme des petits camélidés en France**

*Bonjour,*

Actuellement en 5<sup>ème</sup> année d'école vétérinaire, je réalise ma thèse sur les parasites des petits camélidés en France. Jusqu'à présent une seule thèse de 1988, avait réalisé un bilan des espèces parasites en France, mais malheureusement seulement sur un petit nombre d'animaux. J'envisage donc de réaliser une étude sur les parasites internes, à plus grande échelle.

#### **En quoi cela vous concerne ?**

Pour réaliser cette étude à grande échelle, j'ai besoin d'une participation de votre part. Concrètement, il faudrait que vous, éleveurs volontaires, m'envoyiez des prélèvements de fèces afin que je réalise des coproscopies dessus (cela est donc équivalent aux prélèvements que vous envoyez aux différents laboratoires d'analyse coproscopique, à la différence près que dans le cadre de mon étude, la coproscopie sera gratuite pour vous). Je vous communiquerai les résultats de l'examen dans un délai court et je vous conseillerai un vermifuge adapté si des espèces parasites sont présentes dans votre élevage.

Les résultats de cette étude vous seront bien sur communiqués, ainsi que les conclusions qui en découlent.

Pour le bon déroulement de cette étude, j'ai besoin d'une participation massive de votre part : je voudrais pouvoir analyser les coproscopies de 2 animaux dans environ 75 élevages.

J'espère vous avoir convaincu de l'intérêt de mon étude, et je serai très enthousiaste de voir une majorité d'éleveur y participer.

Si vous êtes intéressé, il suffit de m'envoyer un email ou un courrier, en me transmettant vos coordonnées (Nom de l'éleveur, nom de l'élevage, adresse, n° de téléphone, email).

Les modalités pratiques de prélèvement des fèces vous seront communiquées dans le prochain journal. N'hésitez pas à me contacter (ou le Dr Giudicelli) si vous voulez plus de renseignements.

*Vous remerciant par avance de votre participation,*

***Catherine Ollagnier***



Annexe 6 :

N°de Copro :	Nématode			Cestode	Trématode		Protozoaire
	strongles	Nematodirus	Trichure	Monezia	Dicrocoelium	Fasciola	Eimeria
copro n°1					p		p
copro n°2	p		p		p		
copro n°3	p		p		p		
copro n°4	abs						
copro n°5	abs						
copro n°6	abs						
copro n°7	abs						
copro n°8	abs						
copro n°9					p		
copro n°10					p		
copro n°11	abs						
copro n°12	p						p
copro n°13	abs						
copro n°14	p				p		p
copro n°15		p					
copro n°16							p
copro n°17					p		
copro n°18	x		x		x x		
copro n°19	abs						
copro n°20					p		p
copro n°21	p						
copro n°22	abs						
copro n°23	p						
copro n°24	p		p				
copro n°25		p					

copro n°26	<b>abs</b>						
copro n°27	<b>abs</b>						
copro n°28	<b>p</b>						
copro n°29	<b>p</b>						
copro n°30	<b>abs</b>						
copro n°31	<b>abs</b>						
copro n°32					<b>x x</b>		
copro n°33	<b>p</b>						
copro n°34	<b>p</b>						
copro n°35			<b>p</b>				
copro n°36							<b>p</b>

**Résultats des 36 coproscopies**

Légende :

P : entre 1 et 5 éléments parasitaires

+ : Entre 5 et 50 éléments parasitaires

++ : Entre 50 et 500 éléments parasitaires

+++ : Entre 500 et 1000 éléments parasitaires

## Annexe 7 :

nom	Espèce	Agés (année)	SEXE	Nombre d'animaux dans l'élevage	autres espèces	pâturage commun
N 1	Lama	2	MALE	24	non	
N 2	Lama	3	FEMELLE G		non	
N 3	Lama	1	MALE	5	ov	non
N 4	Lama	1	FEMELLE G		ov	non
N 5	Lama	3	FEMELLE	2	ov	non
N 6	Lama	6	MALE		ov	non
N 7	Lama	10	MALE	0	NC	non
N 8	Lama	9	MALE		NC	non
N 9	Lama	11	MALE	0	bv	non
N 10	Lama	15	MALE		bv	non
N 11	Alpaga	3	FEMELLE G	14	cv	
N 12	Lama	4	MALE		cv	
N 13	Lama	3	FEMELLE	8	non	
N 14	Lama	4	FEMELLE G		non	
N 15	Lama	2	FEMELLE	9	cv	oui
N 16	Lama	3	FEMELLE G		cv	oui
N 17	Lama	4	MALE	3	faune sauvage	Oui
N 18	Lama	10	FEMELLE G		faune sauvage	Oui
N 19	Lama	3	FEMELLE	3	non	
N 20	Alpaga	3	FEMELLE G		non	
N 21	Lama	7	FEMELLE G	12	poule	non
N 22	Lama	2	MALE		poule	non
N 23	Lama	1	MALE	19	non	
N 24	Lama	5	MALE		non	
N 25	Alpaga	2	FEMELE G	43	ov	non
N 26	Lama	1	FEMELE G		ov	non
N 27	Lama	6	MALE	14	non	
N 28	Lama	8	FEMELLE		non	
N 29	Alpaga	3	FEMELLE G	7	ov,cp	non
N 30	Alpaga	6	FEMELLE		ov,cp	
N 31	Lama	2	FEMELLE	9	cp	oui
N 32	Lama	6	FEMELLE G		cp	oui
N 33	Alpaga	7	MALE	16	ane	oui
N 34	Lama	6	MALE		ane	oui
N 35	Lama	6	MALE	6	non	
N 36	Lama	3	FEMELLE		non	

### Réponses sur la conduite d'élevage

#### Legende :

FEMELLE G : femelle gestante

Autres espèces :

Ov : ovins

Cp : caprins

Bv : bovins

Cv : chevaux

## Annexes 8 :

nom	date dernière vermifugation	produit	molécules	Protocole de vermifugation
N 1	juin-06	supaverm	mebendazole/closantel	1f copro
N 2	mars-07	hapadex	Netobimin	1f copro
N 3	janv-07	ivomec	Ivermectine	NC
N 4	juil-06	panacur	fenbendazole	NC
N 5	mai-06	panacur	fenbendazole	NC
N 6	mai-06	panacur	fenbendazole	NC
N 7	dec-05	dectomax	doramectine	NC
N 8	dec-05	dectomax	doramectine	NC
N 9	avr-06	dectomax	doramectine	NC
N 10	avr-05	dectomax	doramectine	NC
N 11	oct-06	ivomec	Ivermectine	2f sp large
N 12	oct-06	ivomec	Ivermectine	2f sp large
N 13	oct-06	panacur	fenbendazole	NC
N 14	oct-06	panacur	fenbendazole	NC
N 15	janv-07	noromectin	ivermectine	plus copro
N 16	janv-07	noromectin	ivermectine	plus copro
N 17	juin-06	dectomax	doramectine	1f sp large
N 18	juin-06	dectomax	doramectine	1f sp large
N 19	nov-06	synanthic	oxfenbendazolee	2f copro
N 20	nov-06	panacur	fenbendazole	2f copro
N 21	dec-06	panacur	fenbendazole	2f sp large
N 22	dec-06	panacur	fenbendazole	2f sp large
N 23	nov-06	ivomec	Ivermectine	2f
N 24	nov-06	ivomec	Ivermectine	2f
N 25	nov-06	hapadex	Netobimin	NC
N 26	nov-06	hapadex	Netobimin	NC
N 27	dec-06	ivomec D	Ivermectine D	2f copro
N 28	dec-06	ivomec D	Ivermectine D	2f copro
N 29	nov-06	hapadex	Netobimin	2f sp large
N 30	nov-06	hapadex	Netobimin	2f sp large
N 31	nov-06	panacur	fenbendazole	NC
N 32	nov-06	panacur	fenbendazole	NC
N 33	nov-06	ivomec	Ivermectine	2f
N 34	nov-06	Ivomec	Ivermectine	2f
N 35	oct-06	ivomec	Ivermectine	NC
N 36	dec-06	ivomec	Ivermectine	NC

### Protocole de vermifugation dans les élevages.

#### Legende :

1f/ 2f : vermifugation 1 fois/ 2 fois par an.

Copro : choix du vermifuge d'après les résultats de la coproscopie.

Sp large : choix du vermifuge pour avoir un spectre le plus large possible.

NC : données non communiquées

**NOM PRENOM : OLLAGNIER CATHERINE**

**TITRE : Recensement des parasites digestifs des petits camélidés  
(genre Llama) en France**

**Thèse Vétérinaire : Lyon, 13 juillet 2007**

**RESUME :**

**La première partie, bibliographique, est consacrée à la description des parasites digestifs connus chez les Llama.**

**La deuxième partie, expérimentale, à pour but de recenser les parasites digestifs des petits camélidés en France, grâce à une étude coproscopique.**

**MOTS CLES :**

- Camélidés
- Llama
- Endoparasites
- coproscopie

**JURY :**

Président :	Monsieur le Professeur GHARIB
1er Assesseur :	Monsieur le Professeur BOURDOISEAU
2ème Assesseur :	Madame le Professeur CALLAIT CARDINAL

**DATE DE SOUTENANCE :**

13 JUILLET 2007

**ADRESSE DE L'AUTEUR :**

Catherine OLLAGNIER  
21 Chemin du chancelier  
69130 ECULLY