

2018

**ÉVALUATION DE LA PRÉSENCE DES NÉMATODES
GASTRO-INTESTINAUX ET DES AGENTS DE LA
GALE CHEZ LES PETITS CAMÉLIDÉS EN FRANCE
ET ESSAI THÉRAPEUTIQUE SUR LA GALE DES
ALPAGAS DU SUD DU PÉROU**

THÈSE

Pour le

DOCTORAT VÉTÉRINAIRE

Présentée et soutenue publiquement devant

LA FACULTÉ DE MÉDECINE DE CRÉTEIL

Le 20 septembre 2018

par

Juliette, Louise LOISEAUX

Née le 15 mars 1992 à Alençon (Orne)

JURY

Président : Pr. BACHOUD-LEVI

Professeur à la Faculté de Médecine de CRÉTEIL

Membres

Directeur : Dr Risco-Castillo Véronica

Maître de conférences à l'École Nationale Vétérinaire d'Alfort

Assesseur : Dr Arné Pascal

Maître de conférences à l'École Nationale Vétérinaire d'Alfort

LISTE DU CORPS ENSEIGNANT

Janvier 2018

Directeur : M. le Professeur Christophe Degueurce
 Directeur des formations : Pr Chateau Henry
 Directrice de la scolarité et de la vie étudiante : Dr Catherine Colmin
 Directeurs honoraires : MM. les Professeurs Charles Pilet, Bernard Toma, André-Laurent Parodi,
 Robert Morailon, Jean-Pierre Cotard, Jean-Paul Mialot & Marc Gogny

Liste des membres du corps enseignant

Département d'élevage et de pathologie des Équidés et des Carnivores (DEPEC) Chef du département : Pr Grandjean Dominique - Adjoint : Pr Blot Stéphane

<p>Unité pédagogique de cardiologie - Pr Chetboul Valérie* - Dr Gkouni Vassiliki, Praticien hospitalier</p> <p>Unité pédagogique de clinique équine - Pr Audigé Fabrice - Dr Bertoni Léila, Maître de conférences - Dr Bourzac Céline, Maître de conférences contractuelle - Dr Coudry Virginie, Praticien hospitalier - Pr Denoix Jean-Marie - Dr Giraudet Aude, Praticien hospitalier - Dr Jacquet Sandrine, Praticien hospitalier - Dr Mespoulhès-Rivière Céline, Praticien hospitalier* - Dr Moiroud Claire, Praticien hospitalier</p> <p>Unité pédagogique de médecine et imagerie médicale - Dr Benchekroun Ghita, Maître de conférences - Pr Blot Stéphane* - Dr Canonne-Guibert Morgane, Maître de conférences contractuelle - Dr Freiche-Legros Valérie, Praticien hospitalier - Dr Maurey-Guéneac Christelle, Maître de conférences</p>	<p>Unité pédagogique de médecine de l'élevage et du sport - Dr Cléro Delphine, Maître de conférences - Dr Fontbonne Alain, Maître de conférences - Pr Grandjean Dominique* - Dr Maenhoudt Cindy, Praticien hospitalier - Dr Nudelmann Nicolas, Maître de conférences</p> <p>Unité pédagogique de pathologie chirurgicale - Pr Fayolle Pascal - Dr Mailhac Jean-Marie, Maître de conférences - Dr Manassero Mathieu, Maître de conférences - Pr Viateau-Duval Véronique*</p> <p>Discipline : anesthésie, réanimation, urgences, soins intensifs - Dr Verwaerde Patrick, Maître de conférences (convention EnvT) - Dr Zilberstein Luca, Maître de conférences</p> <p>Discipline : ophtalmologie - Dr Chahory Sabine, Maître de conférences</p> <p>Discipline : nouveaux animaux de compagnie - Dr Pignon Charly, Praticien hospitalier</p>
--	--

Département des Productions Animales et de Santé Publique (DPASP) Chef du département : Pr Millemann Yves - Adjoint : Pr Dufour Barbara

<p>Unité pédagogique d'hygiène, qualité et sécurité des aliments - Pr Augustin Jean-Christophe* - Dr Bolnot François, Maître de conférences - Pr Cartier Vincent</p> <p>Unité pédagogique de maladies réglementées, zoonoses et épidémiologie - Pr Dufour Barbara* - Pr Haddad/Hoang-Xuan Nadia - Dr Praud Anne, Maître de conférences - Dr Rivière Julie, Maître de conférences</p> <p>Unité pédagogique de pathologie des animaux de production - Pr Adjou Karim - Dr Belbis Guillaume, Maître de conférences* - Dr Delsart Maxime, Maître de conférences associé - Pr Millemann Yves - Dr Ravary-Plumioën Béangère, Maître de conférences - Dr Plassard Vincent, Praticien hospitalier</p>	<p>Unité pédagogique de reproduction animale - Dr Constant Fabienne, Maître de conférences* - Dr Desbois Christophe, Maître de conférences (rattaché au DEPEC) - Dr Mauffré Vincent, Maître de conférences</p> <p>Unité pédagogique de zootechnie, économie rurale - Dr Arné Pascal, Maître de conférences - Pr Bossé Philippe* - Dr De Paula Reis Alline, Maître de conférences - Pr Grimard-Ballif Bénédicte - Dr Leroy-Barassin Isabelle, Maître de conférences - Pr Ponter Andrew - Dr Wolgust Valérie, Praticien hospitalier</p>
---	---

Département des sciences biologiques et pharmaceutiques (DSBP) Chef du département : Dr Desquilbet Loïc - Adjoint : Pr Pilot-Storck Fanny

<p>Unité pédagogique d'anatomie des animaux domestiques - Dr Boissady Emilie, Maître de conférences contractuelle - Pr Chateau Henry - Pr Crevier-Denoix Nathalie - Pr Robert Céline*</p> <p>Unité pédagogique de bactériologie, immunologie, virologie - Pr Boulouis Henri-Jean - Pr Eloit Marc - Pr Le Poder Sophie - Dr Le Roux Delphine, Maître de conférences *</p> <p>Unité pédagogique de biochimie - Pr Bellier Sylvain* - Dr Lagrange Isabelle, Praticien hospitalier - Dr Michaux Jean-Michel, Maître de conférences</p> <p>Discipline : éducation physique et sportive - M. Philips Pascal, Professeur certifié</p> <p>Unité pédagogique d'histologie, anatomie pathologique - Dr Cordonnier-Lefort Nathalie, Maître de conférences - Pr Fontaine Jean-Jacques - Dr Laloy Eve, Maître de conférences - Dr Reyes-Gomez Edouard, Maître de conférences*</p>	<p>Unité pédagogique de management, communication, outils scientifiques - Mme Conan Muriel, Professeur certifié (Anglais) - Dr Desquilbet Loïc, Maître de conférences (Biostatistique, Epidémiologie) - Dr Fournel Christelle, Maître de conférences contractuelle (Gestion et management)* - Dr Marnigac Geneviève, Maître de conférences</p> <p>Unité de parasitologie, maladies parasitaires, dermatologie - Dr Blaga Radu, Maître de conférences (rattaché au DPASP) - Dr Cochet-Faivre Noëlle, Praticien hospitalier (rattaché au DEPEC) - Dr Darmon Céline, Maître de conférences contractuelle (rattachée au DEPEC) - Pr Guillot Jacques* - Dr Polack Bruno, Maître de conférences - Dr Risco-Castillo Véronica, Maître de conférences</p> <p>Unité pédagogique de pharmacie et toxicologie - Dr Kohlhauer Matthias, Maître de conférences - Dr Perrot Sébastien, Maître de conférences* - Pr Tissier Renaud</p> <p>Unité pédagogique de physiologie, éthologie, génétique - Dr Chevallier Lucie, Maître de conférences (Génétique) - Dr Crépeaux Guillemette, Maître de conférences (Physiologie, Pharmacologie) - Pr Gilbert Caroline (Ethologie) - Pr Pilot-Storck Fanny (Physiologie, Pharmacologie) - Pr Tiret Laurent (Physiologie, Pharmacologie)*</p>
---	--

* responsable d'unité pédagogique

Professeurs émérites :

Mmes et MM. : Bénét Jean-Jacques, Chermette René, Combrisson Hélène, Enriquez Brigitte, Niebauer Gert, Panthier Jean-Jacques, Paragon Bernard.

REMERCIEMENTS

À notre **Président de Jury de Thèse**,
Professeur à la Faculté de Médecine de Créteil,
Qui nous a fait l'honneur de présider notre Jury de Thèse, hommage respectueux.

Au Docteur Risco-Castillo,
Maître de conférences en parasitologie, maladies parasitaires et dermatologie de l'ENVA,
Pour son suivi lors des travaux d'expérimentation, ses corrections, ses conseils et sa
gentillesse au cours de l'élaboration de ce travail,
Veuillez considérer ma reconnaissance et mon plus profond respect.

Au Docteur Arné,
Maître de conférences en zootechnie et économie rurale,
Pour avoir supervisé la rédaction de ce travail et qui nous a fait l'honneur de participer à notre
Jury de Thèse,
Qu'il reçoive mes plus sincères remerciements.

À **Boehringer Ingelheim Animal Health (Lénaïg Halos)**
Pour le don des comprimés de Nexgard® et de Nexgard Spectra®.

Au Dr Danilo Pezo, vétérinaire au centre IVITA de Marangani (Pérou), ainsi qu'à **Santiago**,
technicien de laboratoire au centre IVITA de Marangani,
Pour nous avoir accueillis au centre, mis en contact avec les éleveurs et participé à la mise en
place de l'étude,
Qu'ils reçoivent mes plus sincères remerciements ainsi que mon plus profond respect.

À **Mme Guechi**,
Technicienne de laboratoire au Biopôle Alfort,
Pour nous avoir expliqué la réalisation des analyses coproscopiques,
Qu'elle reçoive mes plus sincères remerciements.

Aux **éleveurs péruviens** et aux **membres de l'AFLA** ayant participé,
Pour avoir accepté de prendre part à l'étude,
Qu'ils reçoivent mes sincères remerciements pour le temps qu'ils nous ont consacré.

Aux **donateurs de l'association Les Toisons d'Or du Pérou**,
Pour leur générosité sans laquelle l'étude au Pérou n'aurait pas pu être réalisée,
Qu'ils reçoivent mes sincères remerciements pour leur soutien financier.

Je présente également mes remerciements à Thibault Godineau, Eléonore Herpin, étudiants à l'ENVA, pour avoir participé à la réalisation des travaux au Pérou et également à Chloé Defives, étudiante à l'ENVA, pour avoir participé aux analyses coproscopiques au laboratoire de parasitologie de l'ENVA.

Un grand merci également

À **mes parents** qui ont toujours été présent pour me soutenir, notamment au cours de ces longues années d'études. Pour leur gentillesse, leurs encouragements et leur aide.

À **ma grande sœur** adorée qui a toujours été là pour me guider.

À **mes grands-parents** maternels et paternels qui m'ont toujours soutenu.

À mon binôme **Delphine**, tant de complicité forge notre amitié.

À mes amies d'enfance : **Tess, Marie et Corélie**, je sais que notre amitié durera toute une vie.

À **Jérôme** qui m'apporte sa bonne humeur au quotidien, me rend heureuse et qui a su me guider et me soutenir dans mes choix professionnels.

TABLE DES MATIÈRES

LISTE DES FIGURES.....	7
LISTE DES TABLEAUX.....	9
LISTE DES ABBRÉVIATIONS	11
INTRODUCTION.....	13
PREMIÈRE PARTIE : ÉTUDE BIBLIOGRAPHIQUE	15
1 Les petits camélidés	17
1.1 Les espèces de camélidés et leurs origines	17
1.2 Taxonomie des petits camélidés	20
1.3 Élevage et alimentation.....	21
1.4 Problématique de l'élevage des petits camélidés au Pérou.....	22
1.5 Problématique de l'élevage des petits camélidés en France	24
2 Santé et parasitisme	25
2.1 La gale chez les petits camélidés	25
2.1.1 Les agents de la gale	26
2.1.2 Le cycle de <i>Sarcoptes scabiei</i> var. <i>aucheniae</i>	26
2.1.3 Épidémiologie de la gale	27
2.1.4 Lésions et signes cliniques	28
2.1.5 Diagnostic de la gale.....	30
2.2 Les nématodes digestifs présents chez les petits camélidés.....	30
2.2.1 Un parasite de l'intestin grêle fréquemment rencontré chez les petits camélidés : <i>Nematodirus</i> sp.....	31
2.2.2 Un parasite du caecum et du côlon fréquemment retrouvé chez les petits camélidés : <i>Trichuris</i> sp.	33
2.2.3 Les autres nématodes gastro-intestinaux retrouvés chez les petits camélidés	34
2.2.4 Épidémiologie des nématodoses digestives.....	38

2.2.5	La résistance des parasites dans le milieu extérieur	40
2.2.6	Pathologie des nématodoses digestives	42
2.2.7	Diagnostic des nématodoses digestives	42
3	Enjeux du traitement antiparasitaire chez les petits camélidés	45
3.1	Traitement de la gale chez les petits camélidés	45
3.1.1	Maitrise de la gale par de bonnes pratiques zootechniques.....	45
3.1.2	Le traitement à base d'ivermectine.....	45
a)	Posologie et voie d'administration	45
b)	Étude de l'efficacité de l'ivermectine.....	46
3.1.3	Les traitements par voie externe.....	47
3.1.4	Les traitements associant ivermectine et fipronil ou ivermectine et amitraze	47
3.1.5	D'autres molécules moins utilisées	48
3.1.6	Le traitement de la gale chorioptique	48
3.1.7	Pharmacocinétique et gestion des complications	48
3.2	Traitement des nématodoses digestives chez les petits camélidés.....	49
3.2.1	Maitrise de la charge parasitaire en nématodes par de bonnes pratiques zootechniques.....	49
3.2.2	Traitement des nématodoses digestives.....	50
a)	Fréquence des traitements	50
b)	L'ivermectine et le fenbendazole : les deux molécules les plus reconnues....	50
c)	Les autres molécules utilisées.....	51
d)	Récapitulatif des spectres d'actions.....	53
3.2.3	Efficacité et innocuité des traitements.....	53
3.2.4	Résistance des nématodes digestifs aux traitements.....	54
a)	Le calcul du taux de réduction de l'excrétion fécale	54
b)	Les résistances à l'ivermectine	54

c)	Les résistances à d'autres molécules	54
d)	La résistance du parasite <i>Haemonchus contortus</i> aux anthelminthiques	55
DEUXIÈME PARTIE : DÉTECTION DES NÉMATODES DIGESTIFS ET DE LA GALE		
DANS DES POPULATIONS DE LAMAS ET D'ALPAGAS DE FRANCE		
1	Population et échantillonnage	59
2	Matériel et méthodes	60
2.1	La réalisation et l'envoi des prélèvements	60
2.2	L'analyse des prélèvements	62
2.2.1	Les fèces	62
2.2.2	Les raclages cutanés	63
2.3	La méthode d'analyse des résultats.....	63
2.3.1	Le choix d'analyse concernant les fèces.....	63
2.3.2	Le choix d'analyse concernant les raclages.....	64
3	Résultats	65
3.1	Description de l'échantillon	65
3.1.1	Composition de l'échantillon.....	65
3.1.2	Répartition géographique de l'échantillon	65
3.1.3	Description des variables étudiées dans l'échantillon	67
a)	Type de terrain, objectifs et types d'élevages, gestion de la vermifugation... 67	
b)	Distribution géographique des animaux	68
c)	Distribution du sexe et de l'âge des animaux	69
3.2	Détection et identification des nématodes	71
3.3	Présence des nématodes : l'analyse quantitative.....	72
3.3.1	Prévalence des nématodes chez les petits camélidés.....	72
3.3.2	Prévalence des nématodes selon l'origine	73
3.4	Présence des nématodes : analyse épidémiologique	76

3.4.1	Association entre la charge parasitaire en nématodes et différentes variables	76
3.4.2	Association entre la charge d'un parasite et différentes variables.....	77
a)	Association entre la charge d'un parasite et l'espèce	77
b)	Association entre la charge d'un parasite et le type d'élevage.....	77
c)	Association entre la charge d'un parasite et l'âge des animaux	78
3.5	La gale : statistiques descriptives.....	79
3.6	La gale : statistiques analytiques.....	80
4	Discussion	81
4.1	Population et échantillonnage	81
4.1.1	Parasitisme interne.....	81
4.1.2	Parasitisme externe	81
4.2	Méthode de prélèvement et d'acheminement des prélèvements.....	81
4.3	Méthode d'analyse des prélèvements	82
4.4	Les résultats	82
4.4.1	Résultats sur les parasites internes.....	82
a)	L'analyse quantitative.....	82
b)	Analyse épidémiologique	83
4.4.2	Résultats sur la gale	85
TROISIÈME PARTIE : ESSAI THÉRAPEUTIQUE SUR LA GALE DES ALPAGAS DU SUD DU PEROU		
87		
1	Population et échantillonnage	89
2	Essai expérimental.....	92
2.1	Molécules utilisées (données par Boehringer Ingelheim Animal Health - Lénaïg Halos)	92
2.2	Animaux traités	93
2.3	Protocole	94

2.4	Analyse des raclages cutanés	98
3	Résultats et interprétation.....	99
3.1	Parasites observés	99
3.2	Interprétation des résultats pour les individus de Marangani et de Macusani	99
4	Discussion	102
4.1	Population et échantillonnage	102
4.2	Protocole et résultats	102
	CONCLUSION	105
	BIBLIOGRAPHIE	107
	ANNEXES	113

LISTE DES FIGURES

Figure 1 : silhouette des quatre espèces de petits camélidés.....	17
Figure 2 : une vigogne.....	18
Figure 3 : un guanaco	18
Figure 4 : un lama.....	19
Figure 5 : un alpaga, de la race Huacaya (à gauche) et de la race Suri (à droite)	20
Figure 6 : hiérarchisation systématique des petits camélidés.....	20
Figure 7 : le cycle de <i>Sarcoptes scabiei</i> var. <i>aucheniae</i>	27
Figure 8 : lésion caractéristique de la gale sarcoptique dans le pli axillaire droit d'un alpaga	28
Figure 9 : lésions de gale chorioptique sur la tête d'un lama.....	29
Figure 10 : lésion de gale chorioptique sur la patte d'un lama	29
Figure 11 : localisation des différents nématodes gastro-intestinaux présents chez les petits camélidés.....	31
Figure 12 : un œuf de <i>Nematodirus</i> sp.	32
Figure 13 : le cycle parasitaire des strongles digestifs	32
Figure 14 : un œuf de <i>Trichuris</i> sp.....	34
Figure 15 : appareil de Baermann	43
Figure 16 : calcul de la taille de l'échantillon à l'aide du logiciel Epi Info	59
Figure 17 : composition d'un colis envoyé pour la réalisation de prélèvements de fèces.....	60
Figure 18 : composition d'un colis envoyé pour la réalisation de raclages cutanés	61
Figure 19 : description d'une lame de Mac Master	62
Figure 20 : carte représentant le nombre d'élevages prélevés par région.....	66
Figure 21 : carte représentant le nombre d'animaux prélevés par région.....	66
Figure 22 : carte localisant les élevages membres de l'AFLA	67
Figure 23 : répartition géographique des animaux en fonction de l'espèce	68
Figure 24 : graphique représentant la répartition de l'âge des alpagas en fonction de leur sexe	70
Figure 25 : graphique représentant la répartition de l'âge des lamas en fonction de leur sexe	70
Figure 26 : répartition des animaux de l'échantillon en fonction de leur âge.....	71
Figure 27 : un œuf de strongle digestif	71
Figure 28 : un oeuf de <i>Nematodirus</i> sp	72
Figure 29 : un oeuf de <i>Trichuris</i> sp.....	72
Figure 30 : nombre d'animaux ayant eu un raclage cutané par région.....	79

Figure 31 : localisation géographique des animaux de notre échantillon	89
Figure 32 : lésion de gale dans le pli inguinal gauche d'un alpaga	90
Figure 33 : températures et précipitations moyennes à Cusco	91
Figure 34 : températures et précipitations moyennes à Puno	91
Figure 35 : troupeau d'alpagas dans l'enclos.....	92
Figure 36 : méthode de contention pour la réalisation d'un raclage cutané	96
Figure 37 : administration d'un traitement per os à base d'afoxolaner chez un alpaga.....	97
Figure 38 : deux acariens adultes de l'espèce <i>Sarcoptes scabiei</i> var. <i>aucheniae</i> agents de la gale sarcoptique	99
Figure 39 : comparaison de l'évolution de la moyenne des scores cliniques des trois groupes de Macusani	101
Figure 40 : comparaison de l'évolution de la moyenne des notes sur l'observation des raclages cutanés des trois groupes de Macusani	101

LISTE DES TABLEAUX

Tableau 1 : autres nématodes gastro-intestinaux retrouvés chez les petits camélidés	35
Tableau 2 : parasites des petits camélidés communs à d'autres animaux.....	38
Tableau 3 : résumé des résultats d'une étude sur le parasitisme par les nématodes des petits camélidés menée en Suisse en 2000.....	39
Tableau 4 : conditions favorables au développement des nématodes digestifs présents chez les petits camélidés	41
Tableau 5 : avantages et inconvénients de différentes solutions de flottation	44
Tableau 6 : les molécules utilisées dans le traitement des nématodoses digestives chez les petits camélidés ainsi que leurs posologies.....	52
Tableau 7 : spectres d'actions des molécules sur les petits camélidés	53
Tableau 8 : nombre d'animaux par élevage et pourcentage d'animaux prélevés	65
Tableau 9 : répartition des animaux en fonction de leur sexe	69
Tableau 10 : répartition des animaux en fonction de leur âge.....	69
Tableau 11 : répartition du pourcentage d'animaux positifs et négatifs.....	72
Tableau 12 : pourcentage d'animaux parasités en fonction du genre du parasite et sa charge.	73
Tableau 13 : répartition du pourcentage d'animaux selon la région et selon les charges parasitaires.....	74
Tableau 14 : répartition du pourcentage d'animaux selon l'élevage et selon les charges parasitaires.....	75
Tableau 15 : nombre d'animaux par élevage et pourcentage d'animaux ayant eu un raclage cutané	79
Tableau 16 : classification semi-quantitative utilisée pour les agents de la gale	80
Tableau 17 : scores cliniques	95
Tableau 18 : description des trois groupes d'alpagas ayant reçu trois traitements différents à Marangani.....	97
Tableau 19 : description des trois groupes d'alpagas ayant reçu trois traitements différents à Macusani	98
Tableau 20 : scores cliniques des animaux de Marangani	100
Tableau 21 : notes sur les raclages cutanés des animaux de Marangani	100

LISTE DES ABBRÉVIATIONS

ADN : Acide DésoxyriboNucléique

AFLA : Association Française des Lamas et Alpagas

AMM : Autorisation de Mise sur le Marché

C3 : compartiment digestif 3

d : densité

ELISA : Enzyme-Linked Immunosorbent Assay (dosage immuno-enzymatique)

FCO : Fièvre Catarrhale Ovine

GABA : acide gamma amino-butyrique

IFCE : Institut Français du Cheval et de l'Équitation

IgG : Immunoglobuline G

IVITA : Institut Vétérinaire de recherche Tropicale et en Altitude

opg : œufs par gramme

PCR : Polymérase Chain Reaction (réaction en chaîne de la polymérase)

PIB : Produit Intérieur Brut

PPT : période prépatente

UNMSM : Universidad Nacional Mayor de San Marcos (université nationale principale de San Marcos)

VLA : Veterinary Laboratories Agency (agence des laboratoires vétérinaires)

°C : degré Celsius

INTRODUCTION

Les petits camélidés sont originaires d'Amérique du Sud. Ils comptent deux espèces domestiques, le lama (*Lama glama*) et l'alpaga (*Vicugna pacos*) et deux espèces sauvages, la vigogne (*Vicugna vicugna*) et le guanaco (*Lama guanicoe*). Le lama et l'alpaga ont été domestiqués par les Incas il y a environ 4000 ans ; ils ont été utilisés pour leur viande, leur laine et ont été donnés en offrande lors de rituels religieux. Aujourd'hui, ces espèces domestiques sont aussi présentes en dehors de l'Amérique du Sud, notamment en Amérique du Nord, en Australie et en Europe, avec entre 8 000 et 10 000 animaux en France (Sénat, 2012). Leur usage diffère selon le pays : en Amérique du Sud, notamment au Pérou, ils sont considérés comme des animaux de production tandis qu'en France ils sont utilisés pour leur laine mais aussi pour des randonnées touristiques, dans des fermes pédagogiques ou même comme animaux de compagnie avec une popularité qui ne cesse d'augmenter. En effet, il existe actuellement en France plusieurs associations consacrées aux petits camélidés à l'instar de l'Association Française des Lamas et Alpagas (AFLA).

Les conditions d'élevage des petits camélidés les exposent à diverses affections pathologiques, en particulier à celles d'origine parasitaire. Il est donc important de connaître les parasites externes et internes qui parasitent ces espèces afin d'établir de bonnes pratiques de contrôles. La littérature scientifique répertorie une grande diversité de parasites internes chez les petits camélidés en Amérique du Sud. Certaines études sont également menées en Europe et une seule étude, réalisée en France en 2007, mettait en évidence une majorité de nématodes gastro-intestinaux. Cependant, les éleveurs et praticiens vétérinaires ont peu de recul sur la faune des parasites internes des petits camélidés en Europe. D'autre part, la bibliographie disponible soulève le problème des gales chez les petits camélidés. En effet, ces ectoparasitoses qui affectent la production des fibres ont de graves conséquences économiques, notamment sur les alpagas dans les pays Andins. L'inquiétude relative à l'apparition de résistances aux traitements conventionnels contre les ectoparasites est croissante.

Le premier objectif de cette thèse est de faire un bilan coprologique sur la présence de nématodes gastro-intestinaux, un bilan sur la présence des agents de la gale des petits camélidés en France et d'identifier des facteurs associés à leur présence. Considérant l'impact sanitaire et économique de la gale sarcoptique au Pérou, le second objectif est de tester l'efficacité d'une nouvelle molécule endectocide, l'afoxolaner sur les petits camélidés atteints de la gale dans les élevages du sud du Pérou. Cette molécule a déjà prouvé son efficacité contre la gale sarcoptique chez le chien (*Canis lupus familiaris*) et chez le porc (*Sus scrofa domesticus*).

La première partie bibliographique de ce travail abordera les problématiques d'élevage des petits camélidés en France comme au Pérou, les helminthoses et les types de gale qui affectent ces espèces ainsi que les recommandations thérapeutiques pour leur contrôle. Dans une deuxième partie nous développerons la procédure expérimentale permettant de détecter la présence des nématodoses digestives et des agents de gales ainsi que les risques épidémiologiques associés chez les lamas et alpagas de France. Enfin, dans une troisième partie, un essai pour déterminer l'efficacité de l'isoxazoline afoxolaner, sera proposé contre la gale des alpagas dans le sud du Pérou.

PREMIÈRE PARTIE : ÉTUDE BIBLIOGRAPHIQUE

1 Les petits camélidés

1.1 Les espèces de camélidés et leurs origines

Les petits camélidés, également appelés camélidés sud-américains ou parfois aussi camélidés du Nouveau Monde, sont originaires d'Amérique du Sud. Ils se localisent en particulier au Pérou, en Argentine, en Bolivie, au Chili et en Équateur. Il existe quatre espèces différentes :

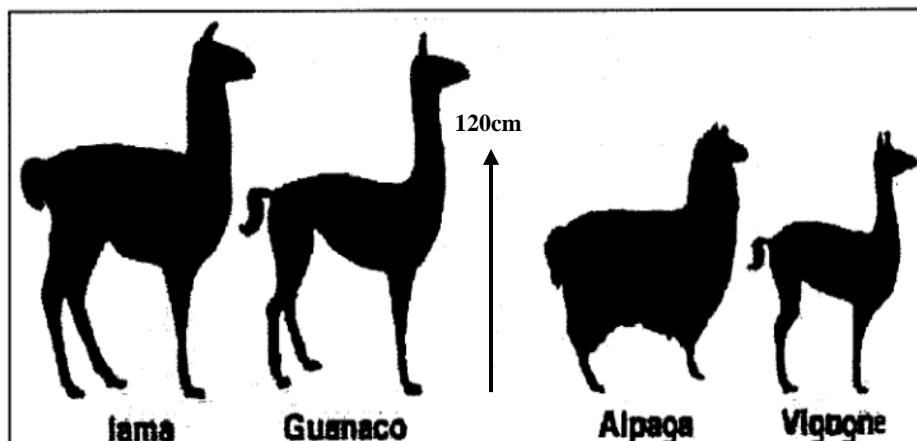
- deux espèces sauvages : le guanaco (*Lama guanicoe*) et la vigogne (*Vicugna vicugna*) ;
- deux espèces domestiques : le lama (*Lama glama*) et l'alpaga (*Vicugna pacos*), descendant respectivement du guanaco et de la vigogne.

Ces quatre espèces sont génétiquement très proches ($2n = 74$ chromosomes) et sont inter-fertiles (Serin, 2008). Il est ainsi possible d'obtenir des hybrides tels que : le huarizo qui résulte du croisement d'un lama et d'un alpaga et le pacovicuna obtenu par croisement d'une vigogne et d'un alpaga (Giudicelli, 1991 ; Kadwell *et al.*, 2001 ; Marín *et al.*, 2017).

Les petits camélidés se ressemblent globalement tout en présentant quelques particularités (Poncet, 2004). Tout d'abord leurs silhouettes sont différentes (figure 1).

Figure 1 : silhouette des quatre espèces de petits camélidés

(Poncet, 2004)



La vigogne (figure 2) est le plus petit des petits camélidés. Elle pèse en moyenne 30 à 40 kg pour la femelle et 40 à 65 kg pour le mâle. Sa hauteur au garrot est de 86 à 96 cm selon le sexe (Santos, 1997). C'est un animal d'une grande vivacité, très réputé pour sa laine qui est d'une rare finesse (Serin, 2008). La toison est uniforme sur tout le dessus du corps et sur les faces externes des membres. Elle est de couleur cannelle avec le dessous du corps blanc ainsi que le poitrail parfois orné d'une longue bavette de poils blancs (Santos, 1997).

Figure 2 : une vigogne

(photographie personnelle prise près de Macusani)



Le guanaco (figure 3), pèse entre 100 (femelle) et 150 kg (mâle) pour une hauteur au garrot variant de 110 à 115 cm. Il présente une toison alezane avec le ventre blanc mais la tête est grise et noire. Les poils sont longs, d'un aspect broussailleux et la laine est grossière. Les oreilles sont courtes et rondes par rapport à celle du lama (Santos, 1997).

Figure 3 : un guanaco

(photographie personnelle prise dans la réserve de Pampas Galeras)



Le lama (figure 4) est le plus lourd des petits camélidés. Son poids varie entre 110 et 140 kg selon le sexe, pour une hauteur au garrot d'environ 120 cm. La toison est rarement unicolore : toutes les couleurs sont admises et elles sont très diversifiées. La laine est peu homogène, grossière et de moins bonne qualité que celle de l'alpaga. La tête et le cou sont délainés et la toison forme un manteau court ne descendant pas en dessous du carpe et du jarret (Santos, 1997).

Figure 4 : un lama

(photographie personnelle prise près de Lima)



Enfin, chez les alpagas (figure 5), la femelle a un poids d'environ 55 kg et le mâle pèse entre 60 et 80 kg. Les oreilles sont courtes et droites. Toutes les couleurs de toison sont admises mais les alpagas blancs sont le phénotype le plus retrouvé (Santos, 1997). Il existe deux variétés d'alpagas : le Huacaya et le Suri (figure 5).

Environ 95 % des alpagas du Pérou sont de variété Huacaya (Sumar, 1991). Ils possèdent une toison compacte qui couvre l'ensemble du corps, ainsi que les extrémités. Cette toison pousse perpendiculairement au corps et est légèrement ondulée. La tête est petite avec des oreilles triangulaires. La ligne du dos est légèrement convexe jusqu'à l'extrémité de la queue (Serin, 2008 ; CONOPA, s. d.).

La variété Suri, très minoritaire au Pérou, serait le produit de la mutation d'un gène présent aussi chez la variété Huacaya (Renieri *et al.*, 2009). La plus grande particularité est leur toison. En effet, celle-ci tombe le long du corps et les fibres peu frisées sont réunies en boucles lâches. Leurs oreilles sont de forme plus allongées et également plus grandes que celles des autres petits camélidés. La ligne du dos est horizontale (Serin, 2008). Au niveau local, la croyance populaire considère que la toison de la race Suri tiendrait moins chaud aux animaux et protégerait moins de l'humidité, rendant ces animaux plus vulnérables notamment en période de neige (Danilo Pezo, communication personnelle).

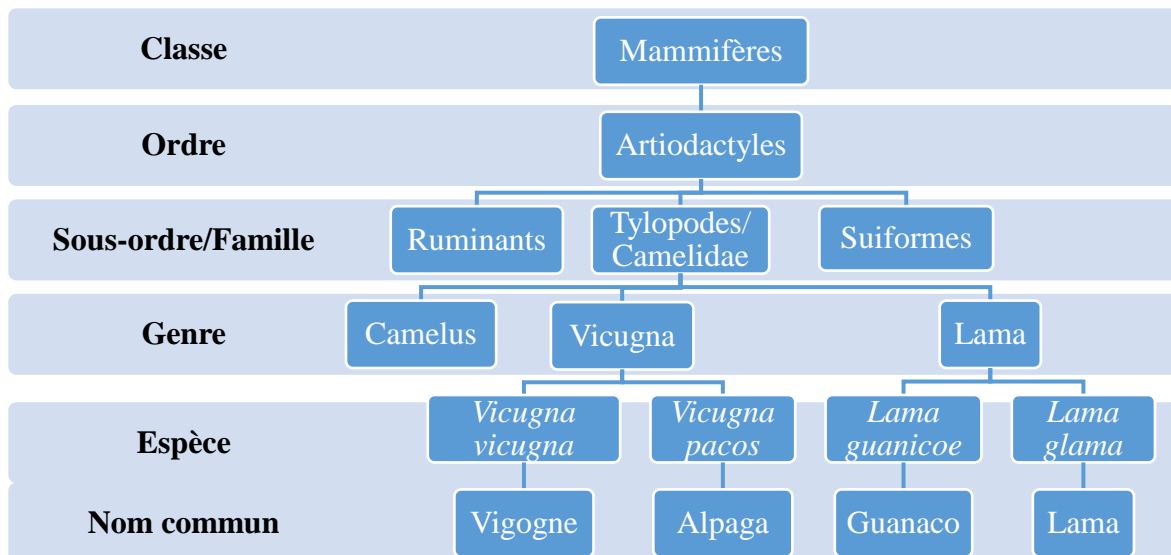
Figure 5 : un alpaga, de la race Huacaya (à gauche) et de la race Suri (à droite)
 (<http://www.alpagas essencia.com>)



1.2 Taxonomie des petits camélidés

La classification du lama, du guanaco, de l'alpaga et de la vigogne est représentée sur la figure 6. Ce sont des mammifères appartenant à l'ordre des Artiodactyles (espèces onglées possédant un nombre de doigts pair), puis au sous-ordre des Tylopodes (Portemer, 2012). Les Tylopodes sont des artiodactyles qui n'ont pas de sabots vrais mais un coussinet élastique épais et résistant. Ils ne possèdent qu'une paire de mamelles et sont dépourvus de cornes (Hoolbecq, 2015).

Figure 6 : hiérarchisation systématique des petits camélidés
 (Portemer, 2012 ; Hoolbecq, 2015)



Les petits camélidés appartiennent à la famille des *Camelidae*. Ils se distinguent des « grands camélidés » du genre *Camelus* (*C. bactrianus* pour le chameau et *C. dromedarius* pour le dromadaire) par une taille plus modeste, une absence de bosse sur le dos, des oreilles plus

longues, une queue plus courte, des pieds plus fendus et des coussinets des doigts plus individualisés (Serin, 2008). L'origine génétique et les liens de parentés entre les quatre espèces de petits camélidés ont longtemps été débattus. Il a fallu attendre l'évolution de la génétique pour mettre tout le monde d'accord. La vigogne (*Vicugna vicugna*) et l'alpaga (*Vicugna pacos*) font tous les deux parties du même genre *Vicugna*, tandis que le guanaco (*Lama guanicoe*) et le lama (*Lama glama*) sont tous deux intégrés dans le genre *Lama* (Portemer, 2012 ; CONOPA, s. d.).

Les petits camélidés sont considérés comme des herbivores polygastriques non ruminants (Portemer, 2012) et présentent comme caractéristiques anatomo-physiologiques (Giudicelli, 1991 ; Portemer, 2012) :

- un estomac avec des particularités anatomiques et histologiques qui les distinguent des ruminants ;
- des pattes qui se terminent par deux coussinets prolongés par un ongle (et non des sabots) ;
- ils se couchent en trois temps (comme le dromadaire) et se reposent sur les genoux ;
- ils marchent l'amble ;
- ils ont la lèvre supérieure fendue ;
- leur placenta (placentation diffuse et épithélio-choriale) ne présente pas de cotylédons ;
- ils n'ont pas de polyoestrus et l'ovulation est induite : la durée de gestation varie de 342 à 350 jours.

1.3 Élevage et alimentation

Les petits camélidés vivent en groupes sociaux très structurés avec des rapports familiaux ou de hiérarchie (Giudicelli, 1991). La femelle atteint la puberté à l'âge de 12 mois environ et le mâle peut se reproduire à partir de l'âge de trois ans (Portemer, 2012). Ce dernier 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 rarement d'autres congénères du même sexe, concurrents potentiels, au milieu de ses femelles (AFLA, s. d.).

Ces animaux présentent une grande facilité d'entretien ; ils choisissent sans à priori l'herbe, le foin, les buissons, arbustes ou feuilles d'arbres qu'ils saisissent facilement avec leur lèvre supérieure fendue (Giudicelli, 1991). Ils organisent leur territoire et défèquent notamment aux mêmes endroits appelés aires de défécation. Ils n'iront jamais brouter près de ces aires sauf en cas de manque de nourriture (Giudicelli, 1991 ; Santos, 1997 ; Attili *et al.*, 2004).

La superficie à leur consacrer dépend de la qualité du pré mais là où sept moutons à l'hectare sont comptés, il est possible d'y mettre cinq lamas. Le fourrage doit constituer 50 à 100 % de la ration (Soly, 2005). Ces animaux semblent mieux valoriser ces aliments que les bovins ou les ovins (Giudicelli, 1991). Les petits camélidés consomment en effet les fourrages à forte teneur en cellulose avec une efficacité supérieure de 25 % aux ovins (Gérard, 1988). Un mâle inactif ingère une quantité quotidienne représentant 1,8 à 2,5 % de son poids (Soly, 2005) et jusqu'à 2 % en moyenne de son poids en hiver (Gérard, 1988). Un jeune ou une femelle en lactation consomme l'équivalent de 4 % de leur poids. De plus, une femelle devrait être supplémentée en concentrés 30 jours avant et après la parturition (Gérard, 1988).

Des carences en sélénium, vitamines, zinc et cuivre peuvent être rencontrées. Pour les compenser, il faut fournir une supplémentation minérale. Comme pour tous les animaux, l'eau doit être propre et à volonté. Le lama et l'alpaga adulte ont besoin de six litres d'eau par jour (Soly, 2005).

L'élevage des petits camélidés au Pérou est plus diversifié qu'en France car en plus du lama et de l'alpaga, vivent également le guanaco et la vigogne. De plus, au Pérou, chaque espèce a sa propre utilité :

- le lama est principalement utilisé comme animal de bât ; il fournit également la viande aux paysans andins (Giudicelli, 1991). En effet, cette dernière est peu grasse (5,2 % de graisses) avec un taux de protéines élevé (22 % de protéines) ce qui en fait une viande hautement nutritive. C'est une des seules sources de protéines sur les hauts plateaux andins. La viande se consomme aussi bien en frais que salée ou déshydratée et prend alors le nom de « charqui » (Gérard, 1988). Le crottin des lamas sert de combustible et d'engrais (Giudicelli, 1991 ; Leguía, 1991) ;
- l'alpaga est élevé pour sa production de laine. Il est élevé en troupeau appartenant à des particuliers ou à des coopératives (Giudicelli, 1991). L'éleveur fait pâturer son troupeau la journée afin qu'il trouve du fourrage puis le confine le soir dans un parc fermé pour la nuit sans avoir besoin d'être surveillés. L'alpaga est tondu une fois par an vers le mois d'octobre-novembre avant la saison des pluies (Giudicelli, 1991). Sa peau forte et résistante sert à fabriquer différents produits : sacs, toiles, outres, voire des pantalons (Gérard, 1988).
- Les guanacos vivent à l'état sauvage en bandes sédentaires. L'appel à la gestion et l'utilisation rationnelle des produits de guanaco est mis en avant depuis 2006 comme approche alternative à la conservation et à la protection stricte de ces animaux. À l'issue d'un suivi de la population, près de 23 000 guanacos ont été abattus pour leur viande entre 2003 et 2015 au Chili. En Argentine les guanacos sont capturés pour être tondu. Cette utilisation a atteint son paroxysme entre 2004 et 2008 avec 11 000 guanacos concernés. Cependant depuis 2008 le prix de la fibre brute au niveau international chutant, le nombre d'animaux tondu diminue. Le marché de la fibre de guanaco deviendrait donc plus local que tourné vers l'exportation (Baldi *et al.*, 2016).
- La vigogne est une espèce protégée depuis les années 60. Les animaux sont souvent présents dans les réserves nationales, il n'existe pas d'élevage intensif. Les vigognes sont capturées une fois par an lors d'une cérémonie appelée « Chaccu » afin d'être tondues. Les vigognes étant une espèce protégée, le Chaccu se fait sous contrôle des autorités de l'état dans lequel elles se présentent.

1.4 Problématique de l'élevage des petits camélidés au Pérou

Les petits camélidés sont localisés sur de vastes territoires en Amérique du Sud. Ils sont présents du sud de l'Équateur jusqu'au nord du Chili avec des zones de forte concentration au Pérou et en Bolivie (Leguía, 1991). Le Pérou est le principal producteur mondial de petits camélidés avec plus de cinq millions de têtes sur son territoire, dont plus de trois millions sont des alpagas représentant 85 % du cheptel mondial de cette espèce (Hoolbecq, 2015) et 457 000 de ces alpagas sont dans le seul département de Cusco (Perez R. *et al.*, 2014).

En ce qui concerne les guanacos, la majeure partie des individus se trouve au Chili, en Argentine et au Pérou, souvent dans des réserves protégées. En 2011, le gouvernement péruvien a recensé 752 individus (Dirección General Forestal y de Fauna Silvestre, 2011). Au Pérou, les derniers guanacos étant menacés par le braconnage, le surpâturage et l'arrivée d'industries minières, sont susceptibles de disparaître (Baldi *et al.*, 2016). Le statut des vigognes est considéré comme moins préoccupant. En 2008, leur population totalisait plus de 150 000 individus au Pérou incluant la plus grande réserve de vigognes de Pampas Galeras qui héberge à elle seule plus de 65 000 individus (Lichtenstein *et al.*, 2008).

Ces animaux ont une réelle importance pour les paysans andins car ce sont les seuls capables de vivre sur les hauts plateaux où les conditions de vie sont particulièrement rudes. En effet, le climat y est tropical avec deux saisons : la saison des pluies de décembre à avril puis la saison sèche de mai à novembre (Santos, 1997). La transition entre les deux saisons est brutale (Gérard, 1988). La pluviosité annuelle reste modérée variant de 200 à 600 mm (Gérard, 1988). Trois-quarts des précipitations ayant lieu entre décembre et mars, les pâturages de bonne qualité sont disponibles que pendant cette courte période. Les petits camélidés accumulent donc des réserves durant cette période afin d'y recourir lors de la période sèche où les pâtures sont dégradées. La couverture végétale caractéristique se compose de 80 % de graminées environ selon les précipitations (Santos, 1997). Les chutes de neige sont également possibles pendant la période sèche (Santos, 1997). Ce climat est lié à l'altitude : ces animaux vivent entre 3600 et 5400 mètres d'altitude sur une longueur de plus de 2000 km sur la cordillère des Andes. Cependant les lamas et les alpagas peuvent vivre à toutes les altitudes et jusqu'à 5400 m (Leguía, 1991).

L'importance de l'élevage des lamas et alpagas au Pérou est aussi économique car ils représentent une valeur commerciale au travers de la valorisation de leur fibre dans le marché international. La production de fibres textiles compte pour plus de 1,3 % des exportations totales du pays et plus de 2 % du Produit Intérieur Brut (PIB) manufacturier de 2003 à 2015 (Hoolbecq, 2015). De plus, le lama et l'alpaga sont un des emblèmes de l'héritage de l'empire inca ; ils sont donc liés à la culture péruvienne (Leguía, 1991 ; Serin, 2008).

En dépit de leur valeur économique, sociale et culturelle, les modèles d'élevage des lamas et alpagas, impactés par les maigres ressources financières des éleveurs, ne permettent pas dans la majorité des cas, l'établissement de programmes efficaces de contrôle du parasitisme interne et/ou externe (McKenna *et al.*, 2005). Les infestations parasitaires sont ainsi un facteur limitant de la production des petits camélidés (Leguía, 1991).

Pour les parasites internes, la présence d'helminthes recherchée sur un millier d'alpagas de deux communautés de Cusco a été confirmée chez 68,4 % des individus, avec une charge parasitaire faible cependant. Les parasites les plus souvent retrouvés sont des strongles digestifs du genre *Ostertagia*, *Trichostrongylus*, *Nematodirus*, *Cooperia*, *Oesophagostomum*, *Moniezia* sp.. Parmi eux, *Nematodirus* sp. est le plus fréquemment retrouvé avec une prévalence de 54 % devant *Trichuris* sp. avec une prévalence de 17,5 % (Perez R. *et al.*, 2014). Cette même étude montre une association significative entre l'âge et la présence de *Nematodirus* sp. : 73,3 % des animaux ayant entre cinq mois et un an présentent des œufs dans leurs fèces, alors que ce pourcentage est de 58 % chez les animaux de un an à trois ans et tombe à 38,8 % chez les animaux de plus de trois ans (Perez R. *et al.*, 2014).

Par rapport aux parasitoses externes, la gale sarcoptique est responsable de 95 % des pertes économiques dues aux ectoparasites. Cette pathologie se retrouve sur 40 % des alpagas

et 25 % des lamas en Amérique du Sud (Leguía, 1991). Au Pérou, elle est épizootique entre les mois de décembre et d'avril, c'est-à-dire, en période chaude et pluvieuse (Ramos Acuna *et al.*, 2000). Les éleveurs locaux sont parfois réticents à utiliser certains médicaments sur leurs animaux : par exemple l'ivermectine car ils pensent que ce produit épaissit la fibre de leur animaux (R. H. Windsor *et al.*, 1992). L'agent responsable de la gale sarcoptique chez les petits camélidés (*Sarcoptes scabiei* var. *aucheniae*) peut être à l'origine du prurigo galeux chez l'homme (zoonose) mais sans pour autant être une source de contagion entre humains (Leonor Jofré *et al.*, 2009).

1.5 Problématique de l'élevage des petits camélidés en France

En France, c'est en 1986 que huit éleveurs ont créé l'association Alpagas et Lamas de France. En 1994, quelques éleveurs d'alpagas se sont réunis au sein d'une autre association appelée Association Française des Petits Camélidés. En 1997, cette association comptait 70 membres environ (Santos, 1997). En 1995, le ministère de l'agriculture reconnaît le lama et l'alpaga comme des animaux d'élevage d'utilité agricole au même titre que les bovins, les caprins et les ovins. Pour ce qui est du nombre d'animaux, en 1997 l'effectif total, lamas et alpagas confondus est de l'ordre de 1500 à 1700 animaux en France (Santos, 1997). En 2010 les deux associations Alpagas et Lamas de France et l'Association Française des Petits Camélidés se rassemblent pour former une seule association l'AFLA. L'AFLA compte aujourd'hui plus de 200 membres. En 2012 la France recense entre 8 000 et 10 000 camélidés sur le territoire (Sénat, 2012).

En France l'enregistrement des camélidés est obligatoire depuis le 1^{er} juillet 2016. Les petits camélidés doivent être identifiés par l'implantation sous-cutanée d'un transpondeur ou la pose de deux repères auriculaires d'identification agréés, dont une boucle électronique. Puis l'animal doit être enregistré dans le fichier central zootechnique des camélidés, géré par l'Institut Français du Cheval et de l'Équitation (IFCE). Une base de données en ligne est opérationnelle depuis le 1^{er} septembre 2016. Cependant il n'existe pas en France d'obligation sanitaire, pourtant les petits camélidés peuvent être porteurs de maladies réglementées comme la tuberculose ou la Fièvre Catarrhale Ovine (FCO). La sensibilité des tests pour détecter les maladies réglementées n'est pas connue chez les petits camélidés (Hoolbecq, 2015).

Les lamas et alpagas sont utilisés en France pour les différentes caractéristiques citées ci-dessous :

- ce sont de très bons débroussailliers qui servent donc à la prévention des feux de forêt ;
- ils sont suffisamment dociles pour être utilisés en randonnée, attelage et comme simple animal d'agrément. En effet, un lama de 100 kg peut supporter une charge de 40 kg sur un voyage de 20 jours en parcourant 35 km par jour. La sûreté de leur pas est appréciée, leur agilité et le fait qu'ils ne détériorent pas le sol du fait de leur poids relativement léger (Giudicelli, 1991 ; Santos, 1997) ;
- ce sont de très bons producteurs de laine (Santos, 1997) qui représente la ressource la plus intéressante économiquement (Santos, 1997). En France l'alpaga est tondu au moment de l'équinoxe de printemps (Giudicelli, 1991) ;
- vu leur docilité ils sont aussi utilisés comme animaux de compagnie (Geurden *et al.*, 2003).

Les conditions d'élevage en France ne sont pas les mêmes qu'au Pérou. En effet ces animaux ont su s'adapter aux biotopes extrêmes de la cordillère des Andes mais peuvent vivre

à toutes les altitudes soit du niveau de la mer jusque 5400 m d'altitude (Leguía, 1991). Le lama et l'alpaga préfèrent rester à l'extérieur le plus souvent mais ils aiment bien s'abriter lorsqu'il pleut ou qu'il neige. Il est possible de les laisser dehors la journée avec un abri à disposition et de les rentrer le soir. Les animaux doivent toujours avoir de l'eau à disposition et du foin en hiver (Santos, 1997). Si un lama dispose de ses ressources (eau, nourriture) et de congénères, il ne cherchera pas à s'enfuir. Il faut tout de même prévoir des clôtures électrique de 1,60 m de hauteur avec du grillage pour moutons en plus (Giudicelli, 1991).

En ce qui concerne les parasites internes des petits camélidés en France, en 1988 une étude est menée sur un troupeau de sept lamas français dans les Hautes-Alpes. Le but était de comparer le parasitisme d'alpagas et d'ovins dans les mêmes conditions et de voir s'il y avait des interactions. Les lamas ont présenté une faible infestation parasitaire et constante au cours de l'étude. Les strongles digestifs prédominaient : *Ostertagia* sp., *Trichostrongylus* sp., *Cooperia* sp. et *Haemonchus* sp. (Gérard, 1988). 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. La moitié des prélèvements présentent des œufs de parasites gastro-intestinaux et parmi les éléments parasites retrouvés, il y avait des œufs de strongles (dont des œufs de *Nematodirus* sp.). Ces résultats peuvent être surestimés car les coproscopies sont généralement demandées quand les animaux présentent des signes cliniques compatibles avec une infestation parasitaire. Les coproscopies dans le cadre d'une surveillance du niveau de parasitisme dans l'élevage sont plus rares (Ollagnier, 2007). Une thèse a mis en évidence que 23 animaux sur 36 étaient parasités soit 64 % des lamas et alpagas prélevés étaient parasités. Ont été notamment retrouvés des strongles digestifs, *Nematodirus* sp. et *Trichuris* sp.. Sur les 36 lamas et alpagas prélevés 14 étaient parasités par des nématodes soit 39 % des lamas et alpagas prélevés (Ollagnier, 2007).

La gale n'est pas qu'un problème des petits camélidés en Amérique du Sud, elle touche aussi ces animaux en Europe et partout dans le reste du monde. Actuellement le taux de gale diagnostiqué chez les petits camélidés est en croissance selon l'agence des laboratoires vétérinaires (VLA). Cette agence soulève le problème d'absence de réponse aux traitements utilisés habituellement pour d'autres espèces. La gale est souvent rapportée sur des animaux vivant en Angleterre et est le plus souvent due à *Sarcoptes scabiei* devant les espèces du genre *Chorioptes* sp.. En 2009 la VLA a diagnostiqué 26 cas de gale dont 16 cas de gale sarcoptique et huit cas de gale chorioptique (Vine *et al.*, 2010). Il n'existe pas de chiffres précis sur la prévalence de la gale en France dans la littérature scientifique actuelle.

2 Santé et parasitisme

Nous allons présenter dans cette partie deux affections pathologiques majeures chez les petits camélidés : la gale et les nématodoses digestives.

2.1 La gale chez les petits camélidés

Depuis l'époque des Incas où débute l'élevage des petits camélidés, la gale a toujours été un problème sanitaire majeur (Leguía, 1991).

2.1.1 Les agents de la gale

Les agents de la gale appartiennent à la classe des Arachnides et à l'ordre des Acariens (Portemer, 2012). La gale peut être due à trois genres d'acariens différents présentés ci-dessous :

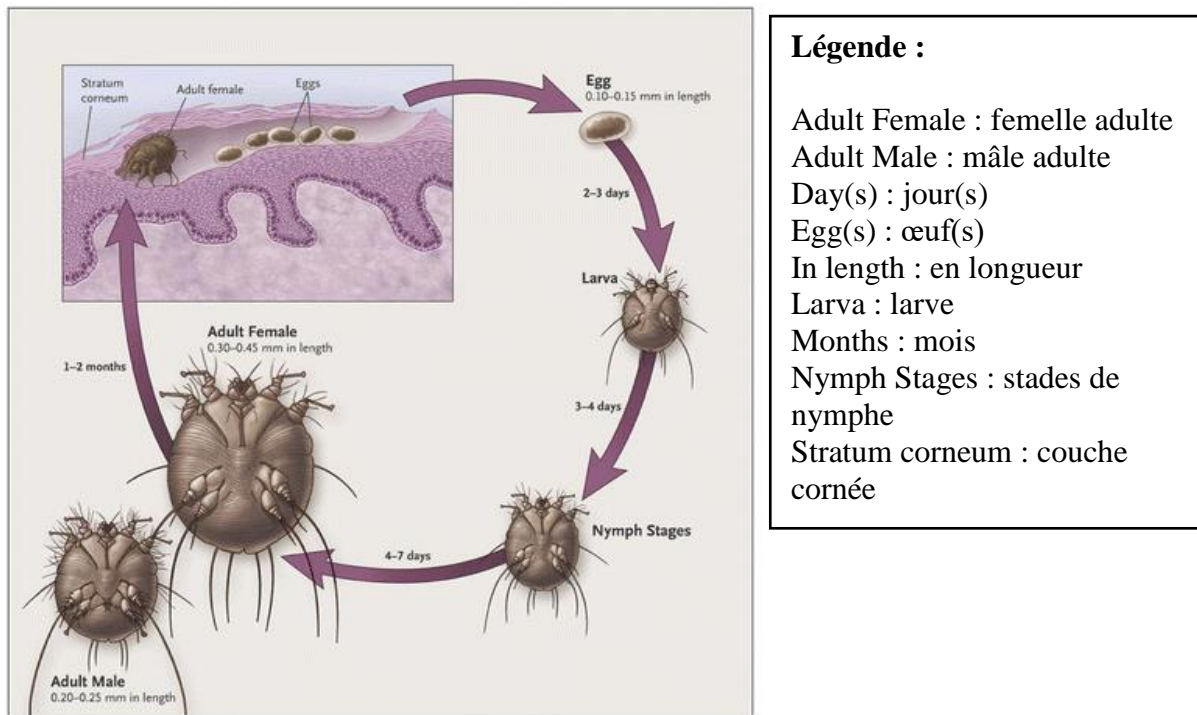
- le genre *Sarcoptes* concerne des espèces de très petite taille, quasiment invisibles à l'œil nu. Il parasite surtout des zones dépourvues de laine mais il peut cependant se localiser sur n'importe quelle partie du corps. Ce parasite passe une partie de son cycle dans la peau (Duncanson, 2012) ;
- le genre *Psoroptes* qui rassemble des espèces beaucoup plus grandes. Il peut s'observer facilement à l'œil nu dans l'oreille qui est son site de prédilection ce qui conduit souvent à une otite secondaire purulente. Ce parasite vit à la surface de la peau (Duncanson, 2012 ; Wernery *et al.*, 2014). Certains auteurs décrivent des lésions de papules avec beaucoup d'exsudation (Foster *et al.*, 2007) ;
- le genre *Chorioptes*, qui contient notamment l'espèce *Chorioptes bovis*, se retrouve préférentiellement au niveau des pieds et surtout des pâturons et vit en surface de la peau (Cremers, 1985 ; Gérard, 1988 ; Foster *et al.*, 2007 ; Wernery *et al.*, 2014). Certains auteurs décrivent des lésions au niveau de la tête, des oreilles, des pieds, du périnée et certaines peuvent s'étendre aux membres et en partie ventrale de l'abdomen (Duncanson, 2012).

Il existe des affections où sur les raclages cutanés, deux voire trois genres d'acariens agents de la gale sont retrouvés (Ballweber, 2009). Par exemple en Angleterre un lama présentait à la fois les genres *Chorioptes* et *Psoroptes* sur ses raclages cutanés (Curtis *et al.*, 2001).

2.1.2 Le cycle de *Sarcoptes scabiei* var. *aucheniae*

Sarcoptes scabiei var. *aucheniae* effectue son cycle de vie en 21 jours pour les femelles et en 14 jours pour les mâles. Ce cycle passe par cinq stades successifs : œuf, larve, protonympe, deutonympe et adulte (figure 7) (Currie et McCarthy, 2010 ; Wernery *et al.*, 2014). Le mâle et la femelle s'accouplent à la surface de la peau. Cette dernière s'enfonce dans la peau en creusant dans les couches de l'épiderme et dépose ensuite ses œufs derrière elle dans le tunnel qu'elle vient de creuser (Portemer, 2012). Une femelle adulte qui vit environ deux mois peut pondre de 120 à 180 œufs desquels 12 à 18 deviennent des adultes (Gérard, 1988). Les larves éclosent deux à trois jours après la ponte (Wernery *et al.*, 2014) et rejoignent ensuite la surface de la peau où elles deviennent adultes en 13 à 16 jours pour les mâles et en 18 à 23 jours pour les femelles (Gérard, 1988). Les mâles et les femelles non fertiles peuvent également s'enfoncer dans l'épiderme en creusant dans ce dernier ou en utilisant les tunnels des femelles fertiles (Serin, 2008 ; Portemer, 2012).

Figure 7 : le cycle de *Sarcoptes scabiei* var. *aucheniae*
(Currie et McCarthy, 2010)



Les genres *Chorioptes* et *Psoroptes* vivent à la surface de la peau et ne creusent pas de tunnels dans l'épiderme (Cheney et Allen, 1989). Le genre *Chorioptes* se nourrit des sérosités et débris épidermiques à la surface de la peau (Foster *et al.*, 2007) et peut survivre un peu plus de 60 jours dans l'environnement (Bornstein, 2010). Le genre *Psoroptes* se nourrit également des sérosités et débris épidermiques mais aussi de globules rouges après ponction de l'épiderme. Il peut survivre 21 jours dans l'environnement (École Nationale Vétérinaire de Lyon, s. d.).

2.1.3 Épidémiologie de la gale

Actuellement la gale est la deuxième affection parasitaire touchant les petits camélidés, juste derrière les parasites gastro-intestinaux. Elle cause une diminution de la quantité et de la qualité de la fibre mais aussi une dépréciation du cuir et un amaigrissement des animaux (Serin, 2008 ; Wernery *et al.*, 2014).

Dans la majorité des cas, et surtout en Amérique du Sud, elle est due au parasite *Sarcoptes scabiei* var. *aucheniae* et dénommée en conséquence « gale sarcoptique » (Gérard, 1988 ; Duncanson, 2012 ; Wernery *et al.*, 2014). La gale chorioptique est plus présente en dehors de l'Amérique du Sud (Ballweber, 2009). La prévalence de cette maladie dépend fortement des régions et des moyens de contrôle mis en œuvre par les éleveurs (Serin, 2008).

Nous avons déjà parlé de la prévalence de la gale au Pérou et en France dans les parties 1.4 et 1.5 respectivement et nous n'en parlerons donc pas dans cette partie.

En Europe, notamment en Angleterre, la gale chez les alpagas se manifeste surtout en été aux mois de juillet et d'août et est la moins présente de novembre à janvier (Lusat *et al.*, 2009). La gale psoroptique existe également mais est considérée comme un problème mineur car elle cause seulement des lésions superficielles (Wernery *et al.*, 2014). La gale sarcoptique

touche les petits camélidés de tous âges. Les animaux jeunes et en état de stress alimentaire sont les plus sensibles (Serin, 2008).

D'autres études ont été menées sur la gale en dehors de l'Europe. En Bolivie, une étude conduite sur 82 alpagas en février 2006 a mis en évidence que 62,2 % des animaux présentaient des ectoparasites dont 4,9 % étaient parasités par *Sarcoptes scabiei* var. *aucheniae* (Beltran-Saavedra L. *et al.*, 2014). En 2005, le premier cas de gale sarcoptique en Nouvelle-Zélande a été rapporté sur un alpaga. Ceci suggère que la gale sarcoptique doit maintenant rentrer systématiquement dans le diagnostic différentiel du prurit, de l'hyperkératose et de l'alopecie chez les alpagas partout dans le monde (McKenna *et al.*, 2005).

La gale des petits camélidés se transmet facilement d'un animal à l'autre, sans restriction d'espèce (transmission lama-alpaga possible) soit par contact direct soit par contact indirect par exemple via la litière (Ballweber, 2009). Des transmissions de *Sarcoptes scabiei* à des moutons et des chevaux ont déjà été décrites (Portemer, 2012). La surpopulation joue un rôle prépondérant dans la transmission de la maladie (Gérard, 1988 ; Serin, 2008 ; Wernery *et al.*, 2014). Plusieurs facteurs prédisposent les animaux à contracter ces ectoparasitoses, comme le stress, la malnutrition, l'âge, la surdensité, un mauvais état de la peau et une longue toison (Lau *et al.*, 2007). La gale sarcoptique est également une zoonose potentielle (Duncanson, 2012).

2.1.4 Lésions et signes cliniques

La gale sarcoptique est la plus pathogène de toutes les gales (Gérard, 1988). Les lésions (figure 8) sont dues aux acariens creusant dans la peau provoquant des zones d'hyperhémies, des papules, des pustules et occasionnant un prurit important (Foster *et al.*, 2007 ; Duncanson, 2012 ; Wernery *et al.*, 2014). Le prurit est un des signes caractéristiques des affections de la peau par des acariens (Ihrke *et al.*, 1992).

Figure 8 : lésion caractéristique de la gale sarcoptique dans le pli axillaire droit d'un alpaga

(photographie personnelle prise près de Marangani)



À un stade plus avancé, des croûtes et des zones d'alopecie sont observées. Puis, la peau s'épaissit à cause de l'hyperkératose. Par la suite des infections secondaires, notamment des surinfections bactériennes peuvent se mettre en place aggravant les lésions et conférant à celles-ci une odeur putride. À ce stade les animaux sont inquiets, s'alimentent mal ce qui provoque une baisse de la condition physique et de la production de viande et de fibres. Les lésions sont le plus souvent présentes dans les zones les moins poilues du corps soit les grands plis (axillaires

et inguinaux), le périnée chez la femelle, le prépuce chez le mâle et les espaces interdigités (Gérard, 1988 ; Foster *et al.*, 2007).

Dans la forme aiguë les lésions sont associées à une réaction inflammatoire et une exsudation sérique provoquant des croûtes cassantes sanguinolentes et douloureuses qui sans traitement se généralisent à l'ensemble du corps. Le prurit est intense et aggrave encore les lésions. Il est donc nécessaire de stopper au plus tôt ce cercle vicieux. L'animal devient souvent anorexique à cause de l'état de stress et cela peut même aller jusqu'à son décès (Gérard, 1988 ; Serin, 2008). Parfois l'animal a des troubles de la vision lorsque les lésions autour des yeux sont sévères, voire des troubles de l'audition s'il présente des lésions sévères autour des oreilles. Cette forme de gale, létale dans certains cas, peut favoriser l'apparition d'affections secondaires (Gérard, 1988).

Les signes cliniques de la gale chorioptique sont un prurit modéré, qui peut être absent dans le cas d'affection subclinique, de l'alopecie, une desquamation et des croûtes (Bornstein, 2010). Ils touchent en grande majorité les pieds et l'espace interdigité chez les alpagas (Cremers, 1985). Chez les lamas, les localisations des lésions sont plus diversifiées : elles se retrouvent à la base de la queue et parfois en partie déclive de l'abdomen, sur les faces médiales des cuisses et au niveau des oreilles (Foster *et al.*, 2007). Enfin l'animal peut héberger des *Chorioptes bovis* sur sa peau sans présenter de signes cliniques de gale et donc être porteur asymptomatique (Cremers, 1985 ; Portemer, 2012). Différentes lésions de gale chorioptique sont représentées sur les figures 9 et 10 (Foster *et al.*, 2007).

Figure 9 : lésions de gale chorioptique sur la tête d'un lama

(Foster *et al.*, 2007)

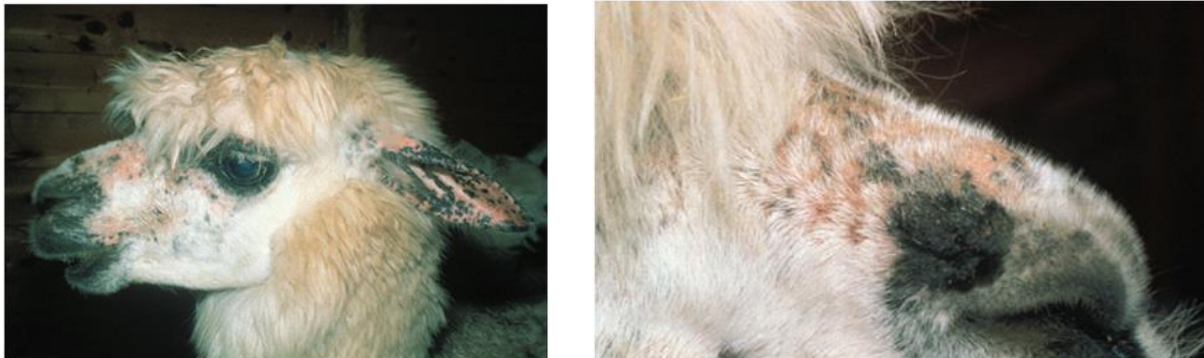


Figure 10 : lésion de gale chorioptique sur la patte d'un lama

(Foster *et al.*, 2007)



Lors de gale sarcoptique les lésions sont en général plus sévères que lors de gale chorioptique. Elles sont en effet plus étendues et la peau est plus épaissie dans le premier cas (Ballweber, 2009 ; Portemer, 2012).

2.1.5 Diagnostic de la gale

La méthode de diagnostic de gale est l'identification microscopique à partir de la réalisation de raclages cutanés jusqu'à la rosée sanguine au niveau des lésions (Gérard, 1988 ; Portemer, 2012 ; Wernery *et al.*, 2014). Certains auteurs signalent que les acariens peuvent être retrouvés sur tout le corps (Duncanson, 2012). Les raclages cutanés peuvent aussi être réalisés entre l'ergot et un doigt (Anderson *et al.*, 2013). Le produit du raclage est ensuite déposé au centre d'une lame avec une goutte d'huile minérale, puis le tout est mélangé et placé sous une lamelle. La lame est observée au microscope au grossissement, 4X, 10X, 40X. *Sarcoptes scabiei* est facilement visible au plus faible grossissement. Ces acariens sont facilement reconnaissables avec leur corps rond et leurs pattes larges et courtes (Anderson *et al.*, 2013).

Une autre méthode de prélèvement est la réalisation de biopsies cutanées. Cette méthode est moins réalisée en routine car elle est plus invasive, prend plus de temps et est plus coûteuse : cependant elle est utilisée dans le cadre de recherches scientifiques. La méthode décrite consiste en l'utilisation un biopsie punch de 8 mm au niveau des lésions sans nettoyage au préalable. L'animal est sédaté avec de la xylazine (Rompun® 2 %) en intramusculaire à la dose de 0,3 mg/kg, suivi d'une anesthésie locale avec de lignocaine (Lignavet® injection). Le prélèvement est ensuite analysé au laboratoire d'histopathologie (Curtis *et al.*, 2001).

La gale sarcoptique du chien (*Sarcoptes scabiei* var. *canis*) peut-être diagnostiquée par un test sérologique et immuno-enzymatique (ELISA). Ce test détecte les anticorps IgG sériques contre l'agent en cause chez les chiens infectés. L'augmentation des anticorps IgG est détectable trois semaines après l'infestation. Ce test (laboratoire Destaing) a une sensibilité de 92,1 % et une spécificité et 94,6 % (Laboratoire Destaing, s. d.). Un test ELISA existe également pour détecter la gale psoroptique ovine. Il a une sensibilité de 98,32 % et une spécificité de 97,14 % (Jeanney, 2009). Aucun test ELISA n'est actuellement répertorié pour détecter *Sarcoptes scabiei* var. *aucheniae*.

2.2 Les nématodes digestifs présents chez les petits camélidés

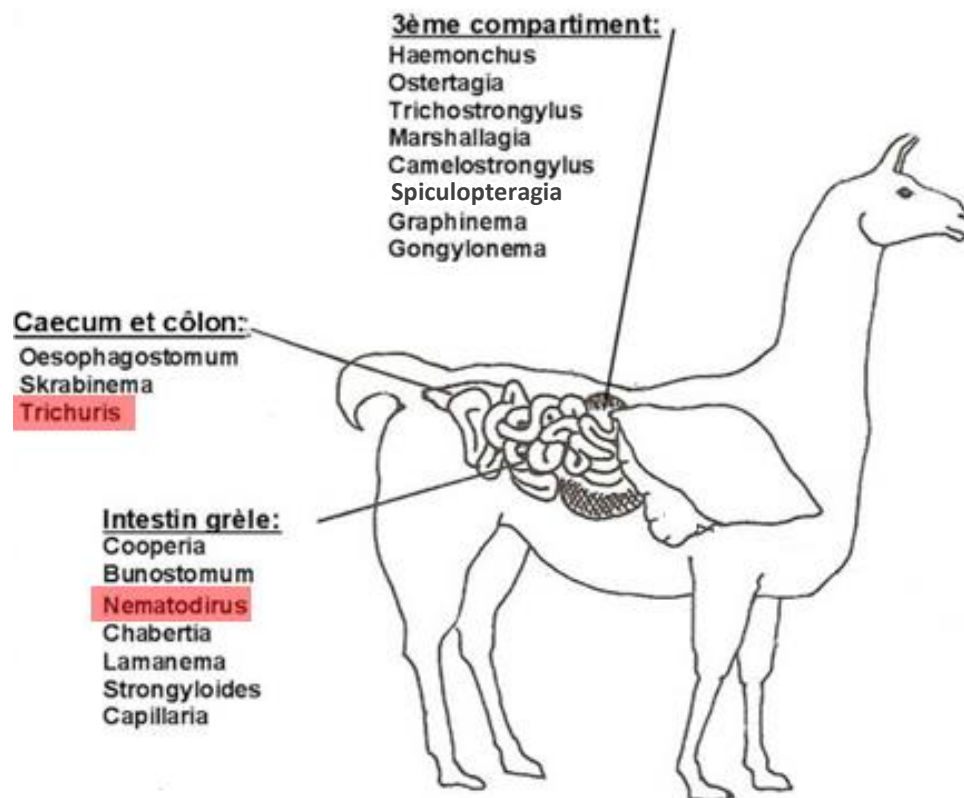
Les nématodes gastro-intestinaux sont une cause importante de maladie chez les petits camélidés en Amérique du Sud. En effet, comme vu précédemment, ils entraînent une baisse importante du gain moyen quotidien d'une part, de la qualité et de la quantité de laine d'autre part. De nombreux parasites gastro-intestinaux peuvent affecter les lamas et les alpagas (Ollagnier, 2007). Leur description est faite en fonction de leur localisation dans le tractus digestif de l'animal (figure 11).

Les parasites retrouvés dans l'estomac, dénommé plus précisément compartiment 3 (C3), sont uniquement des nématodes avec une majorité de strongles. Les strongles appartiennent à l'ordre des *Strongylida* dont les œufs ne sont pas toujours morphologiquement différenciables. Il faut forcément passer par la coproculture pour les identifier précisément. Dans l'intestin grêle, contrairement au C3 plusieurs embranchements et classes de parasites sont retrouvés. Par exemple des nématodes : ankylostomes, strongylidés, trichuroides mais

aussi des cestodes et des protozoaires (Ollagnier, 2007). Dans notre étude nous ne détaillerons que les nématodes digestifs. Dans le côlon et le rectum *Trichuris* sp. se retrouve en majorité.

De nombreux parasites des petits camélidés ont été décrits dans le monde. Il semble que les parasites gastro-intestinaux les plus fréquemment identifiés chez ces espèces soient *Nematodirus* sp. et *Trichuris* sp. (Beldomenico *et al.*, 2003 ; Attili *et al.*, 2004 ; Burri *et al.*, 2005 ; Hertzberg et Kohler, 2006 ; Ollagnier, 2007 ; Beltran-Saavedra L. *et al.*, 2014 ; Perez R. *et al.*, 2014 ; Hyuga et Matsumoto, 2016). Nous allons tout d'abord nous intéresser à ces deux parasites puis traiter les autres parasites retrouvés chez les petits camélidés.

Figure 11 : localisation des différents nématodes gastro-intestinaux présents chez les petits camélidés (adapté de Ollagnier, 2007)



2.2.1 Un parasite de l'intestin grêle fréquemment rencontré chez les petits camélidés : *Nematodirus* sp.

➤ Classification :

Nematodirus sp. est un parasite de la classe des *Secernentea*, de l'ordre des *Strongylida*, de la super-famille des *Trichostrongyloidea* et de la famille des *Trichostrongylidés*

➤ Morphologie :

Les œufs de *Nematodirus* sp. sont les plus grands œufs de strongles retrouvés chez les petits camélidés. Ils mesurent en moyenne 70-120 x 150-210 µm alors que les œufs de strongles indifférenciés mesurent 80-100 x 40-50 µm. Ils ont une forme ellipsoïde avec une coque d'épaisseur moyenne, lisse et pourvue de deux extrémités assez pointues. L'œuf contient une

morula à gros blastomères peu nombreux n'occupant pas la totalité de l'œuf (figure 12) (Beugnet *et al.*, 2004 ; Ollagnier, 2007).

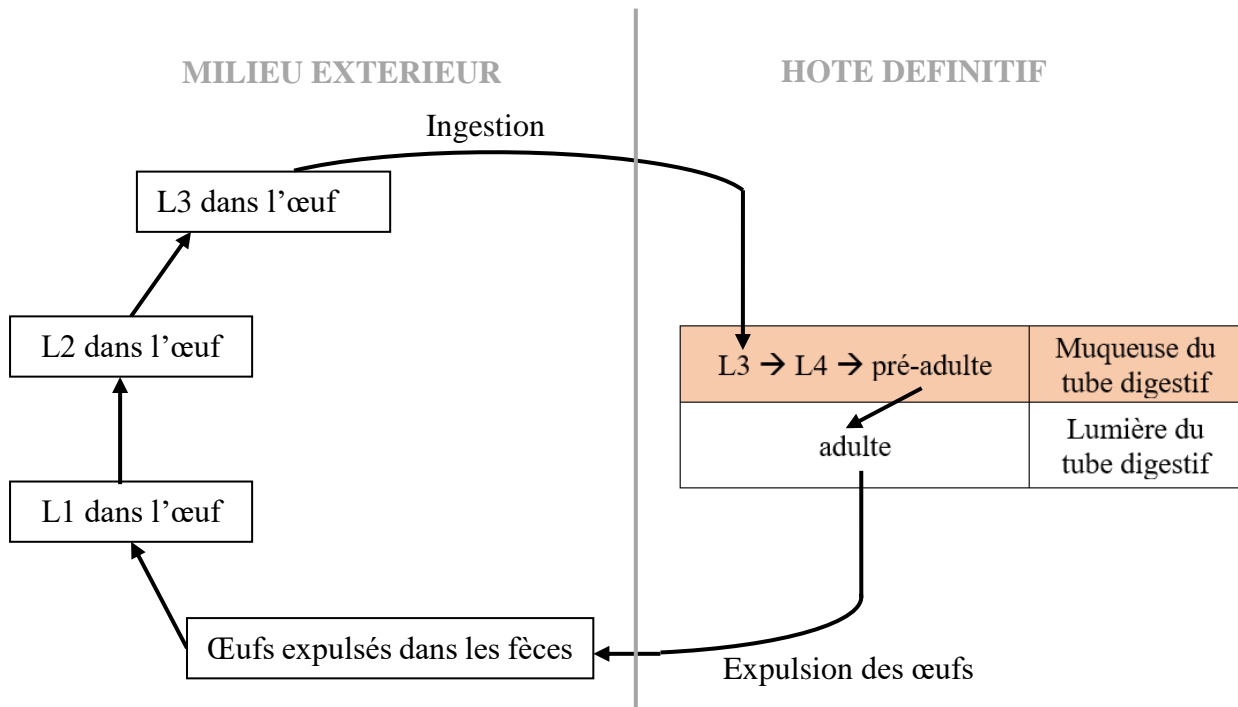
Figure 12 : un œuf de *Nematodirus* sp.
(photographie personnelle)



➤ Cycle :

Quel que soit la localisation des adultes dans le tube digestif, les strongles digestifs ont un cycle monoxène (figure 13). *Nematodirus* sp. est un parasite de l'intestin grêle.

Figure 13 : le cycle parasitaire des strongles digestifs
(figure personnelle)



Le cycle se déroule en deux phases. Une phase exogène de 3 semaines pendant laquelle les œufs sont expulsés dans les fèces et se retrouvent dans le milieu extérieur. Les larves L1, L2 et L3 restent dans l'œuf. Les larves L3 peuvent éclore à l'occasion d'un radoucissement

brutal de la température car un réel choc thermique s'avère indispensable. En général, les larves survivent pendant l'hiver, les basses températures étant nécessaires à l'éclosion des œufs larvés. Quand les températures remontent les larves L3 migrent au sommet des graminées pour être ingérées. Une fois ingérées (phase endogène), les larves muent en L4 et en pré-adulte dans la muqueuse intestinale. Seuls les stades pré-adultes et adultes se trouvent dans la lumière de l'intestin grêle. Les œufs pondus par l'adulte sont directement libérés dans les fèces. Les larves infestantes ingérées atteignent le stade adulte en quatre à cinq semaines (Gérard, 1988). La période prépatente est de deux à trois semaines (Ollagnier, 2007).

Chez d'autres espèces de strongles, il peut parfois y avoir un phénomène d'hypobiose, c'est-à-dire que le cycle s'interrompt au stade L3. Ces dernières restent enfouies dans la muqueuse pendant plusieurs mois sans réaliser de mue. Cette hypobiose permet la survie de l'espèce tant que les conditions climatiques extérieures ne sont pas optimales à la survie de l'espèce (Ollagnier, 2007).

➤ Espèces :

Nematodirus sp. est uniquement retrouvé dans l'intestin grêle. Les espèces sont *Nematodirus battus* (Rosychuk, 1989 ; Ollagnier, 2007 ; Ballweber, 2009), *N. lamae* (Becklund, 1963 ; Ballweber, 2009 ; Mitchell *et al.*, 2016), *N. helvetianus*, *N. spathiger*, *N. filicolis* (Rosychuk, 1989 ; Ballweber, 2009).

➤ Pathologie :

Au niveau épidémiologique, la charge parasitaire des pâtures au début du printemps dépend de celle précédant l'hiver. Les jeunes n'ont pas encore développé d'immunité ce sont donc eux qui s'infestent massivement et développent des symptômes. Les adultes sont souvent asymptomatiques mais participent à l'ensemencement des pâtures. *N. battus* a pour effet pathogène de détruire la muqueuse par spoliation favorisant les surinfections, les animaux présentent alors des signes d'entérite classique (Ollagnier, 2007).

2.2.2 Un parasite du caecum et du côlon fréquemment retrouvé chez les petits camélidés : *Trichuris* sp.

➤ Classification :

Trichuris sp. est un parasite de la classe des *Adenophorea*, de l'ordre des *Trichinellida* et de la famille des Trichuridés.

➤ Morphologie :

Les œufs mesurent 60-85 x 40-45 µm et sont étirés en forme de citron, de coloration brun orangé. Leur coque est épaisse et lisse avec un bouchon polaire saillant à chaque pôle (Beugnet *et al.*, 2004). Ces œufs sont facilement identifiables (figure 14) mais difficilement différenciables de ceux de *Capillaria* sp. (Ollagnier, 2007).

Figure 14 : un œuf de *Trichuris* sp.

(http://www2.vetagro-sup.fr/etu/copro/sommaire/diagnostic_par_especes/page_photo/trichuris_ct.htm)



➤ Espèces :

Les espèces parasites retrouvés sont *Trichuris tenius*, *T. skrjabini* (Rosychuk, 1989 ; Ollagnier, 2007 ; Ballweber, 2009), *T. ovis* (Ollagnier, 2007), *T. discolor* (Rosychuk, 1989 ; Ballweber, 2009).

➤ Cycle :

Le cycle chez les lamas n'est pas connu mais celui décrit est celui que l'on retrouve chez les chameaux. Ce sont des parasites monoxènes. Les œufs sont libérés dans les fèces et renferment la larve qui évolue. Les œufs contenant la larve L3 infestante sont ingérés par l'animal. Plusieurs mues se déroulent dans l'intestin grêle. Les larves gagnent ensuite le caecum et le côlon où elles deviennent adultes. Les œufs ont une résistance importante dans le milieu extérieur (Ollagnier, 2007).

➤ Pathogénie :

Les larves et les adultes sont hématophages, à l'origine d'entérites catarrhales voire hémorragiques (Bussiéras et Chermette, 1993 ; Ollagnier, 2007).

2.2.3 Les autres nématodes gastro-intestinaux retrouvés chez les petits camélidés

Plusieurs nématodes gastro-intestinaux ont été retrouvés chez les petits camélidés. Une présentation résumée en est faite (tableau 1).

Tableau 1 : autres nématodes gastro-intestinaux retrouvés chez les petits camélidés

Classe/ordre/super famille et famille	Espèce	Organe cible	Particularités	Pathogénie	Bibliographie
Classe des <i>Secernentea</i> . Ordre <i>Strongylida</i> . Super famille des <i>Trichostrongyloidea</i> . Famille des Trichostrongylidés.	<i>Trichonstrongylus axei</i> , <i>T. colubriformis</i> , <i>T. vitrinus</i> , <i>T. longispicularis</i>	C3 et intestin grêle.	PPT : 20 jours.	Peu pathogène, seulement quelques gastrite et inflammation de l'intestin grêle.	(Soly, 2005 ; Ollagnier, 2007 ; Ballweber, 2009)
	<i>Cooperia mcmasteri</i> , <i>C. oncophora</i> , <i>C. surnabada</i>	Intestin grêle.	PPT : 20 jours Possible hypobiose (résistance accrue des larves L4)	Peu pathogène	(Rosychuk, 1989 ; Ollagnier, 2007 ; Ballweber, 2009)
	<i>Lamanema chavezii</i>	Intestin grêle en majorité et un peu dans C3.	PPT : 4 à 5 semaines. Cycle pneumo gastroentérique. Certaines larves L3 restent dans le foie → nodules de calcification blanchâtres. Prolifération importante (sur un alpaga de 4 mois il a été retrouvé jusqu'à 200 000 larves dans les fèces).	Entérites hémorragiques et catarrhales. Infestation massive → désordres hépatiques et respiratoires pouvant conduire à la mort. Si infection chronique → abcès dans le foie.	(Becklund, 1963 ; Gérard, 1988 ; Leguía, 1991 ; Cafrune <i>et al.</i> , 2001 ; Ollagnier, 2007 ; Ballweber, 2009)
	<i>Marshallagia marshalli</i>	C3.	PPT : 21 jours environ Proche d' <i>Ostertagia</i> sp.	Pouvoir pathogène important : action spoliatrice (anémie), mécanique, antigénique et perturbatrice du métabolisme. Expression subclinique possible avec une baisse de performance de production.	(Ollagnier, 2007 ; Ballweber, 2009 ; Zouyed, 2016)
	<i>Camelostrongylus mentulatus</i>	C3.			(Ollagnier, 2007 ; Ballweber, 2009)
	<i>Graphinema auchenia</i>	C3.			(Ollagnier, 2007 ; Ballweber, 2009)

	<i>Spiculopteragia peruvianus</i>	C3.	Peu connu, retrouvé seulement sur les lamas, alpagas et vigognes autour du lac Titicaca.	Si parasitisme sévère → gastrites.	(Ollagnier, 2007 ; Ballweber, 2009)
	<i>Haemonchus contortus</i>	C3.	PPT : 2 à 3 semaines Les œufs libérés dans les fèces sont plus résistants au gel et à la dessiccation que les larves L1, L2 et L3. Passage de l'œuf à la larve L3 en 4/5 jours. Hypobiose possible. Adultes hématophages.	Action spoliatrice (anémie), mécanique, toxique, antigénique et perturbatrice du métabolisme. Expression subclinique possible avec une baisse de performance de production. Si parasitisme sévère → gastrites.	(Bussiéras et Chermette, 1993 ; Ollagnier, 2007 ; Ballweber, 2009)
	<i>Ostertagia ostertagi</i> , <i>O. circumcita</i> , <i>O. lyrata</i> .	C3.	PPT : 21 jours Hypobiose possible. Les pré-adultes sont hystophages → surexposition à des infections opportunistes.	Action spoliatrice (anémie), mécanique, toxique, antigénique et perturbatrice des métabolismes. Expression subclinique possible avec une baisse de performance de production. Si parasitisme sévère → gastrites. Très pathogène surtout lors de la levée de l'hypobiose.	(Bussiéras et Chermette, 1993 ; Ollagnier, 2007 ; Ballweber, 2009)
Classe des <i>Secernentea</i> . Ordre des <i>Spirurida</i> . Super famille des <i>Spiruroidea</i> . Famille des Spiruridés	<i>Gongylonema</i> .	Œsophage.	PPT : 4 mois Hôte intermédiaire : la coccinelle (<i>Coccinellidae</i>), ingérée de façon accidentelle par les petits camélidés.	Peu pathogène.	(Bussiéras et Chermette, 1993 ; Ollagnier, 2007)
Classe des <i>Secernentea</i> Ordre des <i>Strongylida</i> .	<i>Bunostomum</i> sp.	Intestin grêle.	PPT : 30 à 56 jours.	Action spoliatrice (anémie), perturbatrice du métabolisme et favorise les surinfections.	(Ollagnier, 2007)

Super famille des <i>Strongyloidea</i> . Famille des Ancylostomatidés. Sous famille des Bunostominés			2 voies d'entrées chez l'hôte : orale et parfois transcutanée. Parasite rare retrouvé sous les climats tropicaux.		
Classe des <i>Secernentea</i> . Ordre des <i>Strongylida</i> . Super famille des <i>Strongyloidea</i>	<i>Chabertia</i> sp.	Intestin grêle.	PPT : 7 à 8 semaines	Action spoliatrice (tissu) et perturbation du métabolisme.	(Rosychuk, 1989 ; Bussiéras et Chermette, 1993 ; Ollagnier, 2007)
Famille des Strongylidés. Sous famille des Oesophagostominés	<i>Oesophagostomum venulosum</i> , <i>O. columbianum</i>	Côlon et rectum.	PPT : 30 à 40 jours	Pathogènes majeurs. Les adultes se nourrissent du chyme et des mucosités. L3 participe à l'érosion plus profonde de la muqueuse voire de la sous muqueuse.	(Rosychuk, 1989 ; Ollagnier, 2007 ; Ballweber, 2009)
Classe des <i>Secernentea</i> . Ordre des <i>Rhabditida</i> . Super famille <i>Rhabditoidea</i> . Famille des Strongyloïdés	<i>Strongyloides</i> sp.	Intestin grêle.	PPT : dès 9 jours Infection de l'hôte majoritairement par voie cutanée. Parasite uniquement sous la forme de femelles parthénogénétiques.	Passage transcutané des larves qui provoquent des traumatismes favorisant les surinfections. Symptômes fébriles.	(Bussiéras et Chermette, 1993 ; Ollagnier, 2007 ; Ballweber, 2009)
Classe des <i>Adenophorea</i> Ordre des <i>Trichinellida</i> Famille des Capillariidés	<i>Capillaria</i> sp.	Intestin grêle.	PPT : 1 à 2 mois	Peu pathogène sauf si présent en grande quantité.	(Rosychuk, 1989 ; Ollagnier, 2007 ; Ballweber, 2009)
Classe des <i>Secernentea</i> . Ordre des <i>Ascaridida</i> . Famille des Oxyuridés.	<i>Skrabinema ovis</i>	Côlon et rectum.	PPT : 17 à 25 jours.	Les femelles traversent le sphincter anal pour aller pondre sur la marge anale → prurit anal	(Ollagnier, 2007)

2.2.4 Épidémiologie des nématodoses digestives

Parmi les parasites présentés, certains sont spécifiques des petits camélidés et d'autres sont communs à d'autres espèces de ruminants (tableau 2) (Bussiéras et Chermette, 1991 ; Ballweber, 2009).

Tableau 2 : parasites des petits camélidés communs à d'autres animaux
(Bussiéras et Chermette, 1993 ; Ballweber, 2009)

Localisation des adultes	Espèces de nématodes	Parasite en commun avec	
		Ovins / caprins	Bovins
Œsophage	<i>Gongylonema</i> sp.	Oui	Oui
C3	<i>Ostertagia ostertagi</i>	Oui	Oui
	<i>Trichostrongylus colubriformis</i>	Oui	Non
	<i>Trichostrongylus axei</i>	Non	Oui
	<i>Marshallagia marshalli</i>	Oui (ovins)	Non
	<i>Haemonchus contortus</i>	Oui	Non
Petit intestin	<i>Lamanema chavezii</i>	Non	Non
	<i>Nematodirus lamae</i>	Non	Non
	<i>Nematodirus battus</i> , <i>N. filicollis</i> , <i>N. spathiger</i>	Oui (ovins)	Non
	<i>Nematodirus helvetianus</i>	Non	Oui
	<i>Cooperia mcmasteri</i>	Oui	Non
	<i>Cooperia oncophora</i> , <i>C. surnabada</i>	Non	Oui
	<i>Trichostrongylus vitrinus</i> , <i>T. longispicularis</i>	Oui (ovins pour <i>T. ; vitrinus</i>)	Oui
Gros intestin	<i>Trichuris skrjabini</i>	Oui	Non
	<i>Skrabinema ovis</i>	Non	Oui
	<i>Trichuris discolor</i>	Non	Oui
	<i>Oesophagostomum colombianum</i>	Oui	Non
	<i>Oesophagostomum venulosum</i>	Oui	Oui

En résumé, les parasites retrouvés à la fois chez les lamas et les alpagas sont : *Graphinema aucheniae*, *Ostertagia ostertagi*, *Cooperia oncophora*, *Camelostongylus mentulatus*, *Nematodirus lamae*, *Nematodirus spathiger*, *Lamanema chavezii* (Wernery et al., 2014).

Les parasites retrouvés uniquement chez les alpagas sont *Trichostrongylus longispicularis*, *Ostertagia lyrata*, *Spiculopteria peruvianus*, *Haemonchus contortus*, *Nematodirus filicollis*, *Oesophagostomum columbianum*, *Oesophagostomum venulosum*, *Bunostomum trigonophorum*. (Wernery et al., 2014).

En ce qui concerne l'étude de la prévalence des nématodes chez les petits camélidés, nous avons déjà parlé de cette prévalence au Pérou et en France dans les parties 1.4 et 1.5 respectivement. Nous rappelons que l'étude la plus récente réalisée en France montre une prévalence de 39 % des nématodes gastro-intestinaux (Ollagnier, 2007).

Des études parasitologiques sur les petits camélidés sont aussi menées en Europe. En Italie, en 2004, une étude a mis en évidence la présence d'œufs d'helminthes sur 59,6 % des individus d'une population d'alpagas. Les parasites les plus fréquemment retrouvés étaient *Trichuris* sp. et des strongles digestifs. Ce travail a également montré la présence dans une moindre mesure de *Nematodirus* sp., *Lamanema* sp. et possiblement *Marshallagia* sp. (Attili *et al.*, 2004).

Au Royaume-Uni une étude a été conduite sur la période de 2000 à 2011, totalisant 1765 prélèvements de fèces. Parmi ces animaux, 18,1 % présentaient des parasites gastro-intestinaux dont : *Bunostomum* sp., *Camelostrongylus* sp., *Capillaria* sp., *Cooperia* sp., *Haemonchus* sp., *Marshallagia* sp., *Nematodirus* sp., *Trichostrongylus* sp. et *Trichuris* sp.. D'autres maladies parasitaires ont été détectées avec notamment des coccidioses (10,6 %), des fascioloses (8,6 %), des parasitoses externes (4,9 %) et des cryptosporidioses (1,4 %) (Twomey *et al.*, 2014).

Une étude suisse (Burri *et al.*, 2005) a permis de déterminer la prévalence de différents parasites chez les petits camélidés (tableau 3).

Tableau 3 : résumé des résultats d'une étude sur le parasitisme par les nématodes des petits camélidés menée en Suisse en 2000 (Burri *et al.* 2005)

Parasites	% d'animaux trouvés avec ce parasite
Strongles digestifs	83,3 %
<i>Capillaria</i> sp.	13,2 %
<i>Strongyloides</i> sp.	4,9 %
<i>Trichuris</i> sp.	30,9 %

Cette étude montre que 83,3 % des animaux ont au moins 100 œufs de strongles indifférenciés dans leur fèces mais seulement 5,9 % présentent plus de 500 opg de strongles indifférenciés (Burri *et al.*, 2005). Une autre étude menée en Suisse a mis en évidence chez des petits camélidés les prévalences suivantes : *Trichuris* sp. (74 %), *Capillaria* sp. (68 %), *Nematodirus* sp. (53 %) (Hertzberg et Kohler, 2006).

En dehors de l'Europe, un bilan parasitologique a été réalisé entre septembre 1985 et mars 1987 sur 195 lamas adultes et 48 jeunes dans l'Orégon (Etats-Unis d'Amérique). Chez les adultes, 78 % avaient au moins un type d'œuf. D'autre part, *Trichostrongylus* sp. a été retrouvé sur 67 % des adultes, *Nematodirus* sp. sur 23 %, *Strongyloides* sp. sur 9 %, *Capillaria* sp. sur 8 % et *Trichuris* sp. sur 5 %. Sur les jeunes, 90 % avaient au moins un type d'œuf dans leurs fèces : *Trichostrongylus* sp. sur 71 %, *Nematodirus* sp. sur 52 %, *Strongyloides* sp. sur 17 % des animaux, *Trichuris* sp. sur 4 % des animaux et *Capillaria* sp. sur 4 % des animaux. *Nematodirus battus* a été observé sur deux jeunes. La prévalence de *Nematodirus* sp. apparaît bien plus importante chez les jeunes (Bishop et Rickard, 1987).

Une autre étude a été menée au Pérou sur la prévalence de *Lamanema chavezii* : 12 % des alpagas seraient atteints et 18,6 % des foies présentaient des abcès dus à ce parasite (Cafrune *et al.*, 2001). Selon ces auteurs, cette espèce représente le nématode le plus pathogène chez les petits camélidés en Amérique du Sud (Cafrune *et al.*, 2001).

Les parasites mis en évidence sur des guanacos en Patagonie sont *Nematodirus* sp., *Marshallagia* sp. et *Trichuris* sp. (Beldomenico *et al.*, 2003).

Une étude bolivienne portant sur 82 alpagas en février 2006 a montré la présence d'au moins 10 œufs de parasites sur 98,2 % des animaux ; plus précisément, 96,4 % présentaient au moins 10 œufs de nématodes dans leurs fèces et parmi ces œufs de nématodes, 69,1 % étaient des œufs de *Nematodirus* sp. (Beltran-Saavedra L. *et al.*, 2014). De plus, il a été observé une association statistique significative entre l'âge des animaux et la présence d'œufs de *Nematodirus* sp. dans les fèces (adultes : 12% et juvéniles 45,8%) (Beltran-Saavedra L. *et al.*, 2014). Une autre étude menée au Japon de décembre 2010 à octobre 2011 a pu déterminer la prévalence des parasites gastro-intestinaux sur 53 alpagas. Des œufs de *Nematodirus* sp. ont été trouvés sur 13,2 % des animaux, *Trichuris* sp. sur 11,3 %, *Capillaria* sp. sur 5,7 %, des œufs de type strongles sur 50,9 %. La faune parasitaire des alpagas au Japon est donc similaire à celle constatée dans les autres pays (Hyuga et Matsumoto, 2016).

De ces différentes études, menées à différents endroits dans le monde sur les petits camélidés, *Nematodirus* sp. semble être le parasite le plus souvent présent et ce en plus grande quantité.

La prévalence des nématodes gastro-intestinaux dépend fortement de l'hôte, ce dernier jouant un rôle majeur dans l'infestation. Une bonne alimentation permet à l'animal de mieux lutter contre les parasites. L'âge joue aussi un rôle : les animaux de moins de deux ans et de plus de six ans sont en moyenne plus parasités. Il faut rappeler qu'en Amérique du Sud les animaux naissent pendant la saison des pluies. À l'âge de trois-quatre mois, soit au début de la saison sèche, une augmentation du parasitisme est généralement observée notamment imputable à *Nematodirus* sp. et *Lamanema chavezii*. Une deuxième augmentation intervient vers six-sept mois au moment du stress du sevrage donc de la levée de l'hypobiose. Enfin, une troisième augmentation est constatée vers 11-13 mois soit en janvier, février et mars qui correspond à la saison des pluies et au moment de la mise bas (Gérard, 1988).

2.2.5 La résistance des parasites dans le milieu extérieur

Certains strongles digestifs sont capables de résister longtemps dans le milieu extérieur. En effet les parasites *Trichonstrongylus* sp., *Ostertagia* sp., *Spiculoptera* sp., *Graphinema* sp., *Cooperia* sp. et *Oesophagostomum* sp. ont des œufs qui éclosent et libèrent la larve L1 qui va se développer dans le milieu extérieur jusqu'à atteindre le stade infestant (L3). La larve L3 est protégée par une double cuticule qui lui permet de rester plusieurs semaines voire plusieurs mois dans l'environnement. D'autres strongles digestifs comme *Nematodirus* sp. et *Lamanema chavezii* ont leurs trois premiers stades larvaires qui se développent à l'intérieur de l'œuf. Ce dernier éclot une fois que la larve infestante (L3) est entièrement formée et à la faveur d'un stimulus thermique ou mécanique. Ces larves présentent une résistance importante à la sécheresse comme aux basses températures (Gérard, 1988 ; Leguía, 1991).

Les œufs de *Trichuris* sp. sont très résistants au froid. Ils ont besoin d'humidité et leur température optimale est de 30°C.

L'infestation parasitaire des animaux dépend du développement et de la résistance des larves dans le milieu extérieur et ceci est directement relié à la température ambiante et à l'humidité relative du milieu environnant (tableau 4).

Tableau 4 : conditions favorables au développement des nématodes digestifs présents chez les petits camélidés

Noms	Précipitations	Températures moyennes mensuelles	Particularités	Bibliographie
<i>Bunostomum</i> sp., <i>Oesophagostomum</i> sp. et <i>Haemonchus</i> sp.	50 mm/mois	De 15 à 37°C	Parasites peu présents en Amérique du Sud. Possible d'en trouver en France surtout quand les animaux vivent avec des petits ruminants. Adaptation aux climats chauds.	(Gérard, 1988 ; Bussiéras et Chermette, 1993 ; Wernery <i>et al.</i> , 2014)
<i>Trichonstrongylus axei</i>	50 mm/mois	De 6 à 37°C		(Wernery <i>et al.</i> , 2014)
<i>Cooperia</i> sp., <i>Ostertagia</i> sp., <i>Trichostrongylus</i> sp., <i>Graphinema aucheniae</i> et <i>Spiculopteragia peruvianus</i>	50 mm/mois	De 6 à 20°C De 22 à 26°C (<i>Ostertagia ostertagi</i>)	Période d'augmentation de la charge parasitaire à la saison des pluies en Amérique du Sud, avec un maximum en janvier, février et mars. Selon Gérard (1988), une autre augmentation de la charge parasitaire a lieu en septembre avec le développement des larves hypobiotiques après la période de sécheresse de mai à août et des températures basses atteignant -20°C. Pour Wernery et al. (2014), le mécanisme de l'hypobiose reste en suspens chez les petits camélidés	(Gérard, 1988 ; Wernery <i>et al.</i> , 2014) (Bussiéras et Chermette, 1993)
<i>Nematodirus</i> sp. et <i>Lamanema chavezii</i>	Résistant à la sécheresse	Résistant à des températures en dessous de 6°C	La larve de <i>Lamanema chavezii</i> peut survivre en dessous de 0°C et jusqu'à deux ans dans les pâtures. Pour permettre l'éclosion des œufs il faut un changement brutal de température ce qui se produit dans la journée pendant la saison sèche en Amérique du Sud → augmentation de la charge parasitaire en juin et juillet.	(Gérard, 1988 ; Leguía, 1991 ; Wernery <i>et al.</i> , 2014)

2.2.6 Pathologie des nématodoses digestives

La gastro-entérite vermineuse est produite par les nématodes qui se localisent dans C3 et dans l'intestin. C'est une des maladies les plus importantes chez les petits camélidés (Gérard, 1988 ; Wernery *et al.*, 2014). Elle est le plus souvent due à une infestation mixte. Pour établir le diagnostic, il est nécessaire de réaliser une analyse coproscopique (Ollagnier, 2007 ; Mitchell *et al.*, 2016). Le plus souvent, le lieu de contamination par l'ingestion de larves infestantes est le pâturage. (Gérard, 1988 ; Wernery *et al.*, 2014). Les animaux parasités subissent une altération de la capacité digestive. Au niveau du C3, le parasitisme provoque une augmentation du pH. L'animal présente alors une moins bonne digestibilité protéique et énergétique. La quantité d'aliments assimilables dans l'intestin est réduite. Les symptômes observés sont de la diarrhée verdâtre ou noirâtre, une déshydratation, de l'anorexie, de l'amaigrissement. L'approvisionnement en minéraux comme le calcium et le phosphore est réduit ce qui cause des carences se traduisant chez les animaux en croissance par un moins bon développement corporel. Certains animaux ont des muqueuses pâles quand ils sont parasités par des parasites hématophages comme *Lamanema chavezii* et à un moindre degré par *Trichonstrongylus* sp. et *Ostertagia ostertagi* (Gérard, 1988 ; Cheney et Allen, 1989 ; Santos, 1997 ; Wernery *et al.*, 2014).

Il existe trois formes d'expression des symptômes présentées ci-dessous.

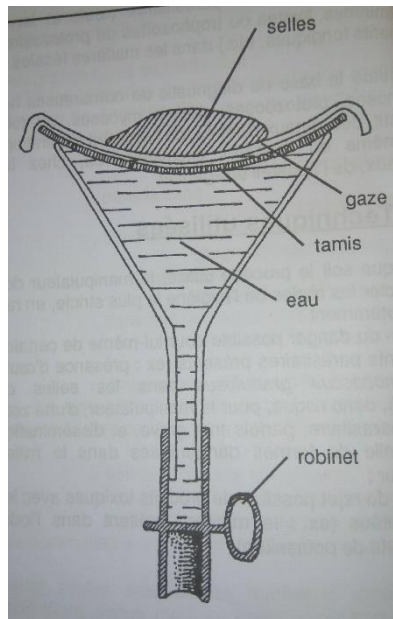
- la forme suraiguë survient si l'infestation est massive combinée à une réponse immunitaire défectueuse de l'animal. Elle est surtout rencontrée chez les jeunes sujets et elle conduit souvent à la mort de l'animal (Gérard, 1988) ;
- la forme aiguë est souvent observée pendant la saison de pâture chez des jeunes animaux dont les défenses sont peu efficaces. Ils présentent alors une diarrhée classique voire sanguinolente lors d'haemonchose ou de trichurose. 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 et les poumons ;
- la forme chronique peut avoir une expression subclinique avec une diminution de la production de laine par une réduction de la longueur et du diamètre des fibres (Gérard, 1988 ; Ollagnier, 2007 ; Mitchell *et al.*, 2016). Le gain moyen quotidien est également diminué. Cette forme est peu observée en Europe mais a un impact important en Amérique du Sud. Lors d'une infestation chronique massive, les parasites provoquent de l'amaigrissement, de l'anorexie, une anémie et une hypo albuminémie (Ollagnier, 2007).

2.2.7 Diagnostic des nématodoses digestives

Pour identifier les larves de nématodes il existe la technique de Baermann qui est une technique d'enrichissement permettant de concentrer les larves. L'appareil de Baermann (figure 15) est constitué d'un entonnoir rempli d'eau avec un tamis recouvert d'une gaze. Les fèces sont déposées sur la compresse et l'eau doit y affleurer sans les noyer. Cette méthode est la plus performante pour la récolte et l'identification des larves de nématodes. Cependant elle ne permet d'identifier que les larves et doit être faite sur des prélèvements frais car les larves doivent être vivantes. Cette technique est uniquement qualitative, peu coûteuse mais elle prend du temps (huit heures environ) (Bussiéras et Chermette, 1991 ; École Nationale Vétérinaire de Lyon, s. d.).

Figure 15 : appareil de Baermann

(Bussiéras et Chermette, 1991)



Une coproculture permet une diagnose précise des strongles digestifs. En effet, la diagnose d'espèce est quasiment impossible à partir des œufs de strongles digestifs à part pour les genres *Nematodirus* sp., *Trichuris* sp. et *Marshallagia* sp. ( cole Nationale Vétérinaire de Lyon, s. d.). La coproculture consiste à faire évoluer les œufs présents dans les fèces en larves afin de permettre de mieux les identifier (Bussiéras et Chermette, 1991 ;  cole Nationale Vétérinaire de Lyon, s. d.). C'est une méthode délicate qui demande une certaine habitude et est également longue (huit à dix jours) ( cole Nationale Vétérinaire de Lyon, s. d.) . Il est possible pour certains parasites de les identifier par une polymérisation d'un fragment d'ADN ciblé (PCR). Ces tests sont maintenant développés en médecine mais leurs coûts restent élevés pour des tests de routine (Cebra *et al.*, 2014 ; Wernery *et al.*, 2014).

Pour des questions de coûts, de rapidité et d'efficacité, la méthode de référence pour détecter les nématodes demeure la technique de flottation sur les matières fécales. Elle permet d'identifier la famille mais pas toujours le genre ni l'espèce du parasite. Par contre cette méthode de flottation comptabilise le nombre d'œufs par gramme de fèces (opg) grâce à la lame de Mac Master. Elle est basée sur les différences de densité des solvants employés : l'eau a une densité de 1 et la plupart des œufs de nématodes ont une densité comprise entre 1,05 et 1,23. Les solutions de flottation doivent avoir une densité plus élevée que les œufs, kystes et oocystes de parasites afin que ces derniers flottent. Il existe différentes solutions de flottation (tableau 5) ayant chacune des avantages et des inconvénients (Richard, 2012 ; Cebra *et al.*, 2014 ; Wernery *et al.*, 2014 ;  cole Nationale Vétérinaire de Lyon, s. d.).

Tableau 5 : avantages et inconvénients de différentes solutions de flottation

(« les solutions de flottations », s. d. ; Richard, 2012)

Solution	Densité	Avantages	Inconvénients
Solution de Seather (sucrée saturée)	1,12 ou 1,27	Très peu coûteux. Facile à préparer. Pas de déformation des œufs de nématodes. Indiqué pour <i>Cryptosporidium</i> sp.	Solution trop visqueuse, collante. Contamination possible par des moisissures.
Solution de sulfate de zinc à 33 %	1,18	Concentre très bien les kystes de <i>Giardia</i> sp.	Remontée importante de débris. Stimulation importante des larves (perturbe beaucoup la lecture).
Solution de chlorure de sodium	1,18 à 1,2	Très peu coûteux. Facile à préparer.	Remonte presque qu'uniquement des kystes de coccidies. Tendance à former des cristaux. Déformation importante des œufs.
Solution de nitrate de sodium	1,22	Très bons résultats pour les nématodes et <i>Dicrocoelium lanceolatum</i> .	Tendance à former des cristaux. Fait remonter de nombreux débris (lecture difficile). Déforme les éléments parasitaires en quelques minutes.
Solution de sulfate de magnésium à 35 %	1,28 à 1,30 (à saturation)	Peu coûteux. Indiqué pour la recherche de <i>Trichuris</i> sp. et des œufs de nématodes. Remonte peu de débris.	Tendance à former des cristaux.
Solution de sulfate de zinc modifié	1,44	Efficacité comparable à l'iodo-mercurate. Pas polluant.	Remontée importante de débris. Stimulation importante des larves (perturbe beaucoup la lecture). Corrosif.
Solution d'iodo-mercurate de potassium	1,44	Remonte tous les œufs y compris ceux de trématodes.	Déforme les œufs. Polluant. Corrosif.

L'utilisation de solutions salées nécessite une lecture rapide après la préparation contrairement aux solutions sucrées. Cependant ces dernières ont comme inconvénient de devenir inhomogènes et d'attirer mouches et autres arthropodes (Cebra *et al.*, 2014 ; Wernery *et al.*, 2014). Sachant que les œufs de nématodes ont une densité moyenne comprise entre 1,05 et 1,23 il faut choisir une solution ayant une densité supérieure à 1,23 soit une solution de

Seather (1,27), de sulfate de zinc modifié, de sulfate de magnésium ou d'iodo-mercurate de potassium.

3 Enjeux du traitement antiparasitaire chez les petits camélidés

3.1 Traitement de la gale chez les petits camélidés

Pendant de nombreuses années, la gale fut traitée en utilisant différents produits tels que la graisse de condor (*Vultur gryphus*), l'huile brûlée et le pétrole au Pérou. Le traitement de la gale est difficile du fait de la présence de tunnels dans la peau où se logent les acariens, de grosses croûtes et de la résistance des œufs aux traitements (Gérard, 1988). Aujourd'hui les produits vétérinaires utilisés sur les petits camélidés sont des produits ayant une Autorisation de Mise sur le Marché (AMM) chez d'autres espèces comme les bovins, les petits ruminants voire les équidés.

3.1.1 Maitrise de la gale par de bonnes pratiques zootechniques

Le contrôle de la gale passe tout d'abord par de bonnes pratiques zootechniques et notamment des élevages de taille raisonnable. Ainsi, en Angleterre, lorsqu'un élevage de petits camélidés contient moins d'animaux, on constate un pourcentage plus faible de petits camélidés atteint de la gale. Par exemple, dans les élevages de plus de 40 animaux 74,4 % sont atteints de gale, alors que dans ceux ayant entre 1 et 10 animaux seulement 42,2 % sont atteints de gale (Lusat *et al.*, 2009). Un contrôle vétérinaire des animaux à l'entrée avec une mise en quarantaine évite également l'introduction d'individus contaminés dans des élevages sains. En Angleterre, une étude a montré que les éleveurs qui importaient leurs animaux du Pérou étaient une fois et demi plus souvent atteints de gale dans leur troupeau que ceux qui importent des animaux d'autres pays (Lusat *et al.*, 2009).

3.1.2 Le traitement à base d'ivermectine

a) Posologie et voie d'administration

L'ivermectine est un endectocide (elle agit à la fois sur les parasites externes et internes) qui fait partie de la famille des lactones macrocycliques (R. S. Windsor *et al.*, 1992). Cette molécule est obtenue à partir de la fermentation d'espèces du genre *Actinomycetes* sp.. L'ivermectine tue les nématodes, les arachnides et les insectes en inhibant la transmission du signal de la corne ventrale des interneurons vers les neurones excitateurs moteurs. Elle agit en stimulant la libération du neurotransmetteur inhibiteur, l'acide gamma amino-butyrique (GABA) de la terminaison nerveuse et potentialise la liaison de cet acide sur les récepteurs post-synaptique. Ceci inhibe chez les arthropodes le signal de transmission au niveau de la jonction neuromusculaires : les parasites, ainsi paralysés, meurent. Ces endectocides ne traversant pas la barrière hémato-encéphalique, sont donc sûrs d'utilisation chez les mammifères. Les endectocides ont le plus large spectre d'action insecticide et anthelminthique. L'efficacité contre les tiques, les mouches et les agents des démodécies varie selon le composé (Ihrke *et al.*, 1992).

La gale sarcoptique est une maladie qui est difficile à traiter. C'est pour cela qu'il existe différents traitements selon différentes voies et posologies. Aucun traitement n'est unanimement reconnu comme efficace contre cette affection. Un des traitements les plus courants consiste en l'administration de deux injections d'ivermectine par voie sous-cutanée à

10 à 15 jours d'intervalle (R. S. Windsor *et al.*, 1992 ; Geurden *et al.*, 2003). Cependant les dosages diffèrent en fonction des publications. Certains auteurs décrivent une efficacité à un dosage de 0,2 mg/kg en voie sous-cutanée contre les gales sarcoptique et psoroptique alors qu'il faut doubler la dose ou prolonger le traitement pour l'élimination du genre *Chorioptes* sp. (Geurden *et al.*, 2003). La pharmacocinétique de l'ivermectine chez les petits camélidés ne serait pas la même que chez les autres mammifères. Il faudrait utiliser plutôt un dosage de 0,4 à 0,6 mg/kg, afin d'atteindre les concentrations thérapeutiques (R. S. Windsor *et al.*, 1992 ; Soly, 2005 ; Lau *et al.*, 2007 ; Ballweber, 2009).

b) Étude de l'efficacité de l'ivermectine

Plusieurs études ont été menées afin de connaître plus précisément l'efficacité de l'ivermectine sur la gale des petits camélidés que ce soit en voie sous-cutanée ou en application pour-on (per-cutanée). Dans les années 80 et 90, l'ivermectine dosée à 0,2 mg/kg par voie sous-cutanée est considérée comme le traitement le plus efficace par rapport à d'autres traitements comme le lévamisole *per os* et/ou les bains d'antiparasitaires au dimpylate. De plus les animaux traités à l'ivermectine sont ceux présentant la meilleure rentabilité économique, avec une croissance et un gain de poids fibre meilleurs qu'avec les autres traitements (Gérard, 1988).

Une étude menée au Pérou a montré que des animaux traités avec de l'ivermectine une fois par mois par voie sous-cutanée à la dose de 0,2 mg/kg pendant 11 mois présentent de meilleurs gains de poids corporel et poids de toison. Ces surcroits représentent, chez les alpagas mâles traités une augmentation de 3,1 kg et de 0,36 kg respectivement sur quatre mois par rapport au groupe témoin. Les femelles quant à elles ont grossi de 1,9 kg en poids corporel mais ont perdu 0,03 kg en poids de toison par rapport au groupe témoin (R. H. Windsor *et al.*, 1992).

Onze animaux atteints par les trois acariens agents de la gale ont été traités avec 0,2 mg/kg d'Ivomec® (ivermectine 1 %) par voie sous-cutanée au jour 0 et au jour 10. Deux semaines plus tard, aucun *Psoroptes* sp. ni *Sarcoptes* sp. n'a été détecté, par contre des *Chorioptes* sp. ont été retrouvés sur deux animaux. Tous les animaux ont de nouveau été traités avec de l'ivermectine en pour-on à la dose de 0,5 mg/kg aux jours 24 et 34. Aux jours 48 et 76 aucun acarien n'a été retrouvé sur les raclages. L'auteur évoque la nécessité de traiter plus souvent pour lutter contre l'espèce *Chorioptes* sp. car celle-ci se trouve en surface de la peau d'où l'utilisation d'une formulation en pour-on (Geurden *et al.*, 2003).

Une autre étude a été conduite sur un troupeau d'alpagas en Angleterre pour connaître plus précisément l'efficacité de l'ivermectine (Twomey *et al.*, 2009). Ces animaux n'avaient eu aucun problème de peau jusqu'à l'introduction de nouveaux individus ayant souffert de troubles cutanés. Deux mois après l'introduction des nouveaux arrivants, d'autres ont présenté des problèmes de peau. Ils ont été traités toutes les deux semaines pendant trois mois avec de l'ivermectine en pour-on à la dose de 0,5 mg/kg. En dépit de ce traitement, le nombre d'animaux atteints s'est accru. Le nouveau traitement mis en place a donc consisté en des injections sous-cutanées d'ivermectine à la dose de 0,2 mg/kg jusqu'à la guérison clinique et l'absence de *Sarcoptes* sp. sur les raclages, soit 12 administrations pour les femelles et huit pour les mâles. Cette étude montre l'inefficacité de l'ivermectine en pour-on et préconise le protocole de traitement de l'ivermectine par injection sous-cutanée (tous les 14 jours à la dose de 0,2 mg/kg). La longue durée de ce traitement pose quelques problèmes, en effet, le risque de transmission à l'homme et aux autres animaux est toujours présent. De plus, il finit par revenir cher et prend du temps à l'éleveur.

3.1.3 Les traitements par voie externe

L'élimination des acariens peut également se faire par traitement externes, mais celui-ci nécessite pour être efficace de tondre l'animal au préalable ce qui n'est pas toujours possible (Gérard, 1988). En effet, la laine des petits camélidés ne contient pas de lanoline, substance nécessaire pour que les produits en formulation pour-on soit aussi efficace que sur les moutons et autres animaux (Bates *et al.*, 2001 ; Lau *et al.*, 2007 ; Vine *et al.*, 2010). Il faut donc réaliser le traitement au mois d'avril/mai et d'octobre avec à chaque fois deux applications espacées de 8 à 14 jours. Le traitement est à base d'acaricides de différentes classes chimiques : organophosphorés, carbamates, aminidines, pyréthrines (Gérard, 1988 ; Serin, 2008). Il nécessite de recourir un matériel particulier ayant un coût assez élevé. Il importe de traiter tous les animaux et de mettre en place une prophylaxie sanitaire : désinfection du milieu extérieur, du matériel contaminé et élimination des litières potentiellement contaminées. Un des aspects négatifs majeur du traitement par bain est la perte d'animaux suite à des pneumonies ou à des otites. Des taux moyens de mortalité répertorié pour ces deux affections ont été estimés à 1,5 % (Gérard, 1988). Dans les petits troupeaux comme en France, il est possible de réaliser les traitements en pour-on en effectuant une contention manuelle individuelle des animaux ce qui diminue les risques de pneumonies et d'otites.

3.1.4 Les traitements associant ivermectine et fipronil ou ivermectine et amitraze

Des traitements associant de l'ivermectine avec un autre produit en application pour-on ont également été testés. En effet, dans certains cas l'injection d'ivermectine seule à la dose de 0,2 mg/kg toutes les semaines n'est pas efficace mais le devient lorsqu'elle est associée à un traitement local à base d'ivermectine ou de fipronil (0,25 % à la dose de 3 mL/kg) ou d'amitraze (Ballweber, 2009). Un traitement à base d'ivermectine (0,2 mg/kg par injection sous-cutanée quatre fois à une semaine d'intervalle) associé à chaque fois à un nettoyage et une désinfection des locaux et des bacs d'alimentation, combinée à une application locale de fipronil (0,25 % à la dose de 3 mL/kg) a démontré son efficacité (Curtis *et al.*, 2001).

L'amitraze en application pour-on est également efficace sur des cas de gale sarcoptique résistantes à d'autres traitements. Trois femelles alpagas présentant des lésions de gale sarcoptique chronique avec des pertes sévères de poids sans dysorexie ont été traitées avec de l'éprinomectine en pour-on (Eprinex® pour-on pour bovins) à la dose de 0,5 mg/kg une fois par semaine pendant plusieurs semaines consécutives. Aucune amélioration n'a été constatée. Une dose de 0,2 mg/kg de doramectine (Dectomax® 10 mg/mL injectable pour bovins) a été injectée par voie sous-cutanée. Les animaux ont alors reçu un nouveau traitement 10 jours plus tard consistant en un rinçage hebdomadaire uniquement des zones lésées à l'aide d'une solution d'amitraze (Aludex®) à une dilution de 50 mL dans 10 L d'eau. Les alpagas n'ont pas été tondus mais les zones lésées ont été nettoyées tous les jours avec une solution de gluconate de chlorhexidine à 2 % (Hibiscrub®). Une semaine plus tard, leur état était en voie d'amélioration et après quatre semaines de traitement aucun acarien n'était retrouvé sur les raclages. Le traitement a été fait pendant huit semaines au total et dix mois plus tard la guérison était confirmée. L'amitraze fonctionne donc sur les lésions de gale sarcoptique chronique en application locale. Cette étude montre aussi l'utilité de réaliser des nettoyages des lésions afin d'enlever les croûtes et les peaux mortes pour permettre à la molécule active de mieux agir (Lau *et al.*, 2007). L'efficacité de l'association ivermectine en injection sous-cutanée à la dose de 0,2 mg/kg associée à une application locale d'amitraze est désormais reconnue (Ballweber, 2009 ; Vine *et al.*, 2010).

3.1.5 D'autres molécules moins utilisées

Dans l'étude citée ci-dessus, l'éprinomectine n'a pas été efficace pour traiter les alpagas. L'application locale à une dose de 0,5 mg/kg ne permet pas d'atteindre une concentration suffisante dans le plasma : elle est de 1,83 ng/mL chez les petits camélidés alors qu'elle peut atteindre 43,76 ng/mL chez les bovins. Cette faible biodisponibilité peut être expliquée par le métabolisme des camélidés (Lau *et al.*, 2007 ; Ballweber, 2009).

La doramectine est efficace contre les *Sarcoptes* sp. 7 à 14 jours après administration d'une seule injection sous-cutanée de 0,2 mg/kg, ou 14 jours après une application en pour-on à la dose de 0,5 mg/kg sur les bovins. Ce traitement n'a pas fonctionné dans l'étude sur les trois alpagas femelles. Il n'existe pas d'AMM pour cette molécule chez les petits camélidés et nous ne savons pas réellement comment ces animaux métabolisent le principe actif (Lau *et al.*, 2007). La pharmacocinétique de la doramectine chez les lamas et alpagas après une application topique unique à la dose de 0,5 mg/kg est différente de celle décrite pour les bovins ce qui évoque le besoin de traiter plus fréquemment les alpagas (Hunter *et al.*, 2004a). La doramectine ne s'est pas avérée d'avantage efficace dans d'autres études (Ballweber, 2009).

La moxidectine appliquée une fois en pour-on à la posologie de 0,5 mg/kg permet d'obtenir une concentration plasmatique maximale moyenne de 0,173 ng/mL et 0,690 ng/mL chez les lamas et alpagas respectivement (Hunter *et al.*, 2004b). Cette molécule n'est donc pas bien absorbée au travers la peau chez ces deux espèces avec une absorption dix fois inférieure à celle observée chez les bovins (Hunter *et al.*, 2004b).

3.1.6 Le traitement de la gale chorioptique

Une étude a comparé l'efficacité de l'ivermectine et de l'éprinomectine sur la gale chorioptique. Le contrôle de l'infestation des animaux se fait par un comptage des parasites lors de raclages cutanés et par un score lésionnel. Un groupe reçoit une seule administration en local d'éprinomectine 0,5 % à la dose de 0,5 mg/kg et l'autre groupe reçoit trois injections sous-cutanées à 14 jours d'intervalle d'ivermectine 1 % à la dose de 0,4 mg/kg. Au bout de sept jours une diminution significative de nombre d'acariens a été vérifiée dans les deux groupes, mais le nombre d'acariens était significativement plus élevé au quatorzième jour dans les deux groupes. Un autre groupe a été traité avec de l'éprinomectine 0,5 % par application locale à la dose de 0,5 mg/kg une fois par semaine pendant quatre semaines. Le traitement s'est traduit par une diminution significative du nombre d'acariens quatorze jours plus tard. Ce dernier protocole de semble efficace sur la gale chorioptique (D'Alterio *et al.*, 2005).

3.1.7 Pharmacocinétique et gestion des complications

Les études concernant la pharmacocinétique des lactones macrocycliques chez les petits camélidés sont limitées. Cependant l'absorption, quelle que soit la voie d'administration, est plus faible que chez les autres mammifères et en particulier que chez les ruminants.

Il peut être nécessaire parfois d'ajouter des antibiotiques au traitement afin de gérer les infections secondaires. Par exemple, il est possible d'utiliser une association de triméthoprime et de sulfamide pendant deux semaines (Lau *et al.*, 2007).

3.2 Traitement des nématodoses digestives chez les petits camélidés

3.2.1 Maitrise de la charge parasitaire en nématodes par de bonnes pratiques zootechniques

Un programme de lutte antiparasitaire doit considérer l'épidémiologie des parasites. L'infestation est facilitée quand les animaux sont à l'herbe et quand le nombre d'animaux est important. En effet les œufs comme les stades infestants vont, dans ces conditions, se développer plus facilement (Santos, 1997). La plus grande composante de la population de nématodes se trouve dans l'environnement extérieur et non dans les fèces (Cebra *et al.*, 2014). L'excrétion des œufs est augmentée au printemps et les premières générations de strongles sont très prolifiques (Ollagnier, 2007). La température ambiante joue également un rôle : une température modérée favorise le développement des œufs et des stades larvaires contrairement aux températures plus chaudes ou froides (Santos, 1997).

La prévention de l'infestation parasitaire repose donc sur cinq points essentiels énoncés ci-dessous :

- avoir une alimentation adaptée aux animaux pour assurer le développement des mécanismes de résistance au parasitisme (Gérard, 1988) ;
- éviter absolument le surpâturage (Ollagnier, 2007) ;
- ne traiter que les animaux les plus infestés. Les animaux non traités sont appelés refuges de sensibilité. En ne traitant que certains animaux, les populations de nématodes encore sensibles aux anthelminthiques ne sont pas éliminées, diluant ainsi les allèles de résistance au sein de la population totale de parasites. Le choix des animaux à traiter se fait chez les moutons par coproscopie et selon la condition corporelle. Il peut aussi se faire sur la base du score d'anémie. Ces méthodes sont validées chez les petits camélidés (Cebra *et al.*, 2014) ;
- avoir une bonne conduite de l'élevage du couple mère-jeune pour éviter les infestations massives (Gérard, 1988 ; Ollagnier, 2007). Le temps de gestation est de 11 mois ce qui signifie qu'après la mise bas, la femelle doit à la fois s'occuper de sa progéniture, l'allaiter et se reproduire. Cette période est très stressante et se déroule à la fin de la période sèche en Amérique du Sud durant laquelle l'alimentation est pauvre. Ces femelles vont donc avoir tendance à aller manger près des zones de défécation. Ce sont donc des animaux à risque de forte infestation à cette période (Leguía, 1991 ; Cafrune *et al.*, 2001) ;
- une bonne conduite de l'élevage des jeunes, consistant à les séparer des animaux âgés afin de limiter les sources de contamination tant qu'ils ne sont pas immuns (Gérard, 1988 ; Ollagnier, 2007).

La prévention passe aussi par l'élimination des tas de fèces (les lamas et alpagas font toujours leur besoin en tas au même endroit ou à plusieurs endroits faciles à identifier). Ces amas sont une source importante d'infestation car ils contiennent beaucoup d'œufs et de larves. De plus, ce sont les animaux les moins dominants qui vont se retrouver à brouter près de ces amas de fèces. La fréquence d'élimination de ces amas dépend de la température ambiante, de l'humidité relative et du type de parasites présents. Tous les stades larvaires de strongles sont tués par des températures très basses, l'exposition directe au soleil et la dessiccation. Dans de telles conditions, les larves auront plus de difficultés de se développer. Cependant, un apport d'eau ou la proximité de zones humides peut favoriser la conservation des larves. Ainsi, la gestion des aliments renversés, l'élimination de l'eau stagnante et des zones humides contribueront à minimiser la transmission des parasites (Cebra *et al.*, 2014).

En plus de ces mesures de prévention, des traitements doivent être mis en place. La fréquence des traitements antiparasitaires doit prendre en compte les conditions d'élevage, le climat et l'âge des animaux. Dans tous les cas, le programme antiparasitaire doit s'appuyer sur des résultats d'analyses coproscopiques (Santos, 1997 ; Cebra *et al.*, 2014).

3.2.2 Traitement des nématodoses digestives

a) **Fréquence des traitements**

Des vermifugations en aveugle sans la réalisation préalable de coproscopies ont été décrites pour les élevages sud-américains, car les éleveurs n'ont pas toujours de vétérinaire à proximité afin de faire des analyses. Pour les animaux âgés de moins d'un an, trois vermifugations par an doivent être réalisées. La première entre mai et juin, la deuxième entre juillet et août après le sevrage et enfin la troisième en décembre-janvier. Pour les animaux plus âgés ou dans la perspective de la mise bas, trois vermifugations dans l'année sont également préconisées (Gérard, 1988).

En France, la fréquence des traitements antiparasitaires dépend de la pâture. En effet les animaux sur pâtures sèches ont juste besoin d'une vermifugation par an et ceux sur pâtures humides nécessite deux administrations au minimum (Santos, 1997).

b) **L'ivermectine et le fenbendazole : les deux molécules les plus reconnues**

Il n'existe pas de traitement anthelminthique possédant une AMM chez les petits camélidés en France (Santos, 1997 ; Ollagnier, 2007). Les molécules, les posologies et les durées de traitement sont proposés par analogie avec les traitements correspondants pour bovins et ovins (Ollagnier, 2007). La voie d'administration peut être la voie orale mais celle-ci n'est pas facile chez les petits camélidés car ils ont tendance à cracher et donc à régurgiter tout le produit (Giudicelli, 1991). Pour choisir le produit il faut se baser sur deux critères que sont le niveau de sûreté du produit et son spectre d'action en fonction des parasites présents chez l'animal à traiter (Cheney et Allen, 1989).

En 1988 l'efficacité de l'ivermectine était déjà reconnue. En effet, elle était présentée comme un produit particulièrement intéressant car peu toxique et d'une efficacité élevée vis-à-vis des nématodes gastro-intestinaux. La dose efficace était de 0,2 mg/kg de poids vif (Gérard, 1988). À cela s'ajoute l'activité ectocide de l'ivermectine déjà mentionnée notamment contre la gale sarcoptique. Les animaux traités à l'ivermectine s'avèrent être ceux ayant la meilleure rentabilité économique avec des gains de poids vif et de poids de fibre supérieurs aux autres (Gérard, 1988). Le mécanisme d'action de l'ivermectine a déjà été expliqué dans la partie 3.1.2.a. Ces endectocides sont en général actifs sur la plupart des nématodes intestinaux (Ihrke *et al.*, 1992).

Le fenbendazole, à l'instar de l'ivermectine est reconnu comme étant un traitement sûr. Ce sont tous les deux des antiparasitaires à large spectre possédant une activité contre les formes adultes et immatures des nématodes (Cheney et Allen, 1989 ; Santos, 1997 ; Duncanson, 2012).

Un programme anti parasitaire de base décrit contre les nématodoses digestives consiste à déparasiter les animaux quatre fois par an en alternant le fenbendazole et l'ivermectine. Pour le fenbendazole le dosage est de 12 à 15 mg/kg ou 10 à 15 mg/kg par voie orale pendant un à

trois jours (Santos, 1997 ; Ollagnier, 2007). Dans ce protocole l'ivermectine est donnée à la dose de 0,2 à 0,6 mg/kg par voie sous-cutanée ou *per os* (Cheney et Allen, 1989 ; Santos, 1997 ; Soly, 2005 ; Ollagnier, 2007). Le fenbendazole serait plus efficace sur les trichures que l'ivermectine (Soly, 2005). En général, l'utilisation de fenbendazole est recommandée si des trichures ou des capillaires sont retrouvées lors de l'analyse coproscopique (Cheney et Allen, 1989 ; Ollagnier, 2007).

c) Les autres molécules utilisées

En plus de l'ivermectine et du fenbendazole, d'autres molécules peuvent être données aux petits camélidés. Leurs posologies diffèrent selon les études (tableau 6).

Tableau 6 : les molécules utilisées dans le traitement des nématodoses digestives chez les petits camélidés ainsi que leurs posologies

Molécules	Dosages	Voies	Fréquences	Bibliographie
Famille des lactones macrocycliques				
Ivermectine	0,2 à 0,6 mg/kg	<i>Per os</i> ou sous-cutanée	Une fois	(Geurden et Van Hemelrijk, 2005 ; Cebra <i>et al.</i> , 2014)
Doramectine	0,2 mg/kg	Sous-cutané ou intra-musculaire	Une fois	(Soly, 2005)
Famille des benzimidazoles				
Albendazole	10 mg/kg	<i>Per os</i>	Une fois	(Soly, 2005 ; Ollagnier, 2007 ; Cebra <i>et al.</i> , 2014)
Fenbendazole	5 mg/kg	<i>Per os</i>	Une fois	(Ernest Beier III <i>et al.</i> , 2000) (Cebra <i>et al.</i> , 2014)
	10 à 20 mg/kg	<i>Per os</i>	3 jours (nématodes gastro-intestinaux)	
	20 mg/kg	<i>Per os</i>	5 jours (<i>Nematodirus</i> sp.)	
Mébéndazole	22 mg/kg/jour	<i>Per os</i>	1 à 3 jours	(Cheney et Allen, 1989 ; Soly, 2005 ; Ollagnier, 2007) (Cebra <i>et al.</i> , 2014)
			3 jours	
Thiabendazole	50 à 100 mg/kg/jour	<i>Per os</i>	1 à 3 jours	(Cheney et Allen, 1989 ; Ollagnier, 2007 ; Cebra <i>et al.</i> , 2014)
Familles des tétrahydropyrimidines				
Pamoate de pyrantel	18 mg/kg	<i>Per os</i>	Une fois	(Cheney et Allen, 1989 ; Soly, 2005 ; Ollagnier, 2007) (Soly, 2005) (Cebra <i>et al.</i> , 2014)
			1 à 3 jours	
	8,5 mg/kg		3 jours Une fois (nématodes gastro-intestinaux uniquement)	
Famille des imidazothiazoles				
Lévamisole	5 à 8 mg/kg	<i>Per os</i> ou sous-cutanée	Une fois	(Cheney et Allen, 1989 ; Ollagnier, 2007 ; Cebra <i>et al.</i> , 2014)
	6 mg/kg	Sous-cutanée	Une fois	
Famille des benzenesulfonamides				
Clorsulon	7 mg/kg/jour	<i>Per os</i>	2 fois à 45 jours d'intervalle	(Ollagnier, 2007)

d) Récapitulatif des spectres d'actions

Ces molécules n'ont pas toutes le même spectre d'action (tableau 7).

Tableau 7 : spectres d'actions des molécules sur les petits camélidés

(Ollagnier, 2007 ; Cebra *et al.*, 2014)

	Nématodes			Cestodes	Trématodes	
	Strongles digestifs	Strongles respiratoires	Trichures / Capillaires	Moniezia	Fasciola hépatica	Dicrocoelium lanceolatum
Familles des lactones macrocycliques						
Ivermectine	Oui	Oui	Oui	Non	Non	Non
Famille des benzimidazoles						
Albendazole	Oui	Oui	Non	Oui	Oui	Non
Fenbendazole	Oui	Oui	Oui	Oui ¹	Non	Non
Mebendazole	Oui	Oui	Oui	Non	Non	Non
Thiabendazole	Oui	Non	Non	Non	Non	Non
Famille des tétrahydropyrimidines						
Pamoate de pyrantel	Oui	Non	Non	Oui ²	Non	Non
Famille des imidothiazoles						
Lévamisole	Oui	Oui	Non	Non	Non	Non
Famille des benzenesulfonamides						
Clorsulon	Oui	Non	Non	Non	Oui	Non

¹ à une dose plus élevée : 50 mg/kg *per os* pendant 5 jours

² à la dose de 18 mg/kg *per os* pendant 3 jours

Parmi les molécules citées, l'ivermectine et le fenbendazole sont les plus employées pour le contrôle des nématodes digestives. Les solutions d'anthelminthiques en pour-on ne sont pas décrites car cette formulation n'a pas montré d'efficacité dans le contrôle des parasites gastro-intestinaux. De plus, les solutions en pour-on sont colorées ce qui teinte la fibre pour plusieurs semaines et déplaît aux éleveurs. Certains administrent par voie orale la formulation « pour-on » mais ceci n'est pas recommandé car l'efficacité n'est pas prouvée (Cebra *et al.*, 2014).

3.2.3 Efficacité et innocuité des traitements

Les posologies citées n'ont jamais été testées ; les quelques études menées sur les petits camélidés ont été faites à petite échelle et l'innocuité du produit n'a pas non plus été testée (Ollagnier, 2007).

Une étude a porté sur l'évaluation de l'excrétion fécale des œufs de parasites (*Trichostrongylus* sp. et *Oesophagostomum* sp.) après une injection sous-cutanée d'ivermectine à la dose de 0,2 mg/kg. Elle a été réalisée sur dix lamas et huit alpagas. Ces animaux ont été divisés en deux groupes : un groupe traité et l'autre témoin. Des coproscopies et des examens cliniques ont été réalisés régulièrement sur ces animaux. Au bout de trois semaines, une diminution significative de 100 % de l'excrétion fécale a été observée sans aucun effet secondaire (Geurden et Van Hemelrijk, 2005).

Une autre étude a été menée sur l'efficacité du fenbendazole dosé à 5 mg/kg sur des lamas. Sur un groupe de 12 lamas, six ont reçu du fenbendazole et les six autres un placebo. Des coproscopies et des examens cliniques ont été réalisés régulièrement (deux fois par semaine) sur les deux groupes. Les analyses ont permis d'observer une diminution significative des œufs des parasites (*Nematodirus* sp., *Strongyloides* sp., *Trichuris* sp.) retrouvés dans les fèces chez le groupe traité. Les animaux n'ont pas développé d'effets secondaires au traitement. Après l'administration *per os* du fenbendazole à la dose de 5 mg/kg à des lamas, l'absorption intestinale est équivalente à celle des ovins, mais son élimination par le rein est beaucoup plus lente (Ernest Beier III *et al.*, 2000).

3.2.4 Résistance des nématodes digestifs aux traitements

a) Le calcul du taux de réduction de l'excrétion fécale

La résistance des nématodes gastro-intestinaux aux anthelminthiques est un paramètre important à évaluer. Pour cela, la seule méthode qui existe est le calcul du taux de réduction de l'excrétion fécale des œufs. Il faut comparer le nombre d'œufs par gramme de fèces avant le traitement et 10 à 14 jours après le traitement (Ballweber, 2009 ; Cebra *et al.*, 2014). Cependant, il n'existe aucune table de référence de ce taux chez les lamas et les alpagas. Une étude récente se sert des valeurs utilisées chez les ruminants qui définissent la résistance des parasites à partir d'un taux de réduction de l'excrétion fécale de moins de 95 % ou de moins de 90 %. Cette étude a montré que les populations de nématodes gastro-intestinaux sont résistantes à l'ivermectine, la moxidectine et au fenbendazole chez des animaux au sud-est des Etats-Unis d'Amérique (Cebra *et al.*, 2014).

b) Les résistances à l'ivermectine

Les dosages de l'ivermectine diffèrent fortement d'une étude à l'autre. Un dosage de 0,2 mg/kg semblait recevoir l'assentiment de tout le monde en 1988 (Gérard, 1988). Ces dix dernières années, plusieurs études montrent une efficacité conservée à ce dosage (Geurden et Van Hemelrijk, 2005) alors que d'autres préconisent des dosages deux à trois fois plus élevés (Cebra *et al.*, 2014). Cette augmentation de la posologie de l'ivermectine au fil des années suggère que des résistances sont apparues. Ce phénomène est expliqué par l'apparition de mutations génétiques dans la population de nématodes qui réduisent l'efficacité des traitements (Cebra *et al.*, 2014). Des expositions fréquentes aux anthelminthiques créent une pression de sélection qui élimine les vers sensibles de la population. Les nématodes résistants transmettent ainsi massivement cet avantage sélectif aux générations suivantes. La plupart des parasitologues pensent que ces résistances sont apparues à cause d'une administration trop fréquente et systématique d'anthelminthiques à tous les animaux du troupeau. Cette pratique non discriminante empêche la création de « refuges » qui constituent des zones où peuvent persister les parasites sensibles comme un environnement ou un animal non traité aux anthelminthiques et préserver un possible effet de dilution comme décrit précédemment (Cebra *et al.*, 2014).

c) Les résistances à d'autres molécules

On observe des résistances au thiabendazole à la dose de 50 à 100 mg/kg *per os* administré pendant un à trois jours (Cheney et Allen, 1989 ; Soly, 2005).

d) La résistance du parasite *Haemonchus contortus* aux anthelminthiques

Une résistance du parasite *Haemonchus contortus* aux anthelminthiques a été mise en évidence lors d'une étude australienne. Dans un troupeau d'alpagas traités avec des lactones macrocycliques depuis six ans, une femelle d'un an est décédée avec comme signes cliniques de l'anorexie, une anémie et une hypoprotéinémie. Lors de l'autopsie, il a été mis en évidence un parasitisme gastrique par *Haemonchus contortus* alors que l'animal avait été traité une semaine avant avec de l'abamectine à la dose de 0,2 mg/kg *per os*. Sur les autres animaux du troupeau, des taux de réduction de l'excrétion fécale ont été calculés suite à l'administration de closantel 37,5 g/L à la dose de 1 mL/5 kg *per os* ou d'ivermectine à la dose de 1 mL/4 kg *per os*. Les tables de référence utilisées étaient celles des ruminants. Les taux de réduction observés étaient respectivement de 99 % et de 35 % indiquant que l'échec du traitement était dû à une résistance des nématodes à l'ivermectine. Des cultures des larves ont été faites et ont révélé que 82 % des larves post-traitement étaient des larves d'*Haemonchus contortus*. Dans cet élevage beaucoup de facteurs ont contribué à l'émergence de la résistance des nématodes aux lactones macrocycliques. En effet, les animaux ont été déparasités pendant six ans exclusivement avec des lactones macrocycliques. De plus, la pharmacocinétique des lactones macrocycliques n'est pas connue chez les alpagas. Les dosages n'ont peut-être pas été appropriés entraînant ainsi des résistances (Jabbar *et al.*, 2013).

Dans une autre étude réalisée en Belgique, une résistance d'*Haemonchus contortus* à la doramectine a été mise en évidence dans un groupe de huit alpagas traités avec 0,2 mg/kg de doramectine par voie sous-cutanée. Le taux de réduction fécale à sept jours post traitement était seulement de 68 %. Pour savoir si cela était dû à une véritable résistance du parasite plutôt qu'à un sous dosage, un autre groupe de quatre alpagas a été traité avec 0,3 mg/kg de doramectine par la même voie. Le taux de réduction d'excrétion fécale est descendu à 41 % ce qui indique que c'est bien le parasite qui est résistant au traitement. Pour identifier le parasite une coproculture a été faite mettant en évidence la présence de 98,5 % d'*Haemonchus contortus* et moins de 1,5 % de *Cooperia oncophora* confirmant l'apparition d'une résistance du parasite *Haemonchus contortus* à la doramectine (Sarre *et al.*, 2012).

En résumé, l'impact du parasitisme externe (agents des gales) et interne (nématodes digestives) montre un effet délétère qui peut-être plus ou moins important sur les troupeaux des petits camélidés en fonction des mesures de prévention et de contrôle établies par les éleveurs. Les différences au niveau sanitaire entre les systèmes d'élevages des petits camélidés en France et dans les pays Andins (Pérou, Bolivie, Chili, *etc*) semblent avoir un impact sur la quantité d'agents parasitaires et sur leur diversité. Le risque d'apparition de résistances aux traitements ou d'une sensibilité accrue des petits camélidés à certaines parasitoses peut avoir des répercussions sur la santé. Dans le cadre d'un élevage mixte, comme en France, les petits camélidés sont élevés avec des espèces de ruminants tels que les bovins, ovins et/ou caprins qui partagent une réceptivité/sensibilité communes à certains mêmes parasites.

Des études ont été conduites dans les pays Andins qui mettent en évidence une prévalence élevée des parasites internes des petits camélidés mais avec une charge parasitaire faible. En France, peu d'études comparables ont été menées. Ces recherches sont restreintes géographiquement, concernent peu d'individus et lorsqu'elles mettent en évidence la présence ou l'absence d'une famille de parasites, elles ne précisent pas la charge parasitaire par genre de parasite.

En ce qui concerne les parasites externes, la gale sarcoptique et la gale chorioptique sur les petits camélidés au Pérou sont un problème récurrent qui a de lourdes conséquences économiques. Aucune méthode diagnostique n'est à la fois suffisamment sensible et spécifique ou en étant abordable en termes de coûts pour gérer cette pathologie. En Europe, notamment en Angleterre, des cas de gales sarcoptique et chorioptique ont été répertoriés. Aucun article ne soulève le problème de la gale en France, mais les éleveurs eux-mêmes évoquent parfois des problèmes cutanés persistants sur leurs animaux malgré les traitements. La problématique de la résistance des agents de la gale aux antiparasitaires semble présente en Europe et dans les pays Andins même si les conséquences de ces résistances ont un impact beaucoup plus important en Amérique du Sud.

Nous avons, dans la deuxième partie de ce travail, effectué une étude exploratoire afin d'étudier les populations de nématodes et les agents des gales chez les petits camélidés en France.

Puis, nous avons, dans une troisième partie, mené un essai expérimental de traitement sur la gale des alpagas dans un des pays où elle a le plus de conséquences à savoir le Pérou.

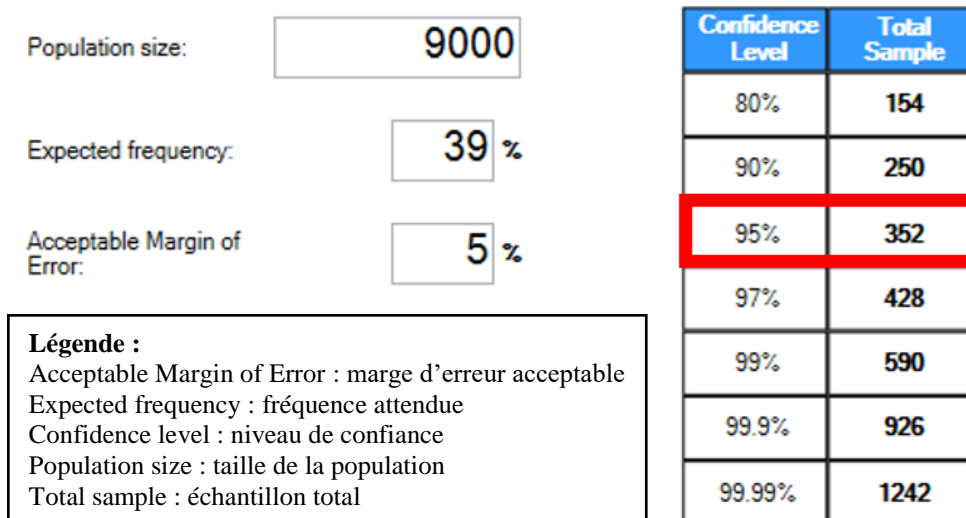
**DEUXIÈME PARTIE : DÉTECTION DES
NÉMATODES DIGESTIFS ET DE LA GALE DANS DES
POPULATIONS DE LAMAS ET D'ALPAGAS DE
FRANCE**

1 Population et échantillonnage

Comme nous l'avons vu dans l'étude bibliographique, le nombre de lamas et d'alpagas en France est estimé entre 8 000 et 10 000 en 2012. Nous avons utilisé la méthode d'échantillonnage non probabiliste volontaire, qui permet un maximum de participations des éleveurs de diverses régions de France.

Nous avons également vu que le pourcentage d'animaux présentant des parasites gastro-intestinaux en Suisse et au Royaume-Uni oscille selon deux études entre 13,2 % et 83,3 % selon le type de parasite. La seule étude menée en France sur les petits camélidés date de 2007 et montre que 39 % des animaux prélevés présentent des œufs de nématodes dans leur fèces. Notre étude étant menée en France, nous nous sommes donc basés sur une prévalence attendue de 39 %. Nous avons pris comme taille de population 9 000 individus (figure 16) (population size) et comme pourcentage de prévalence attendue 39 % (expected frequency). À l'aide du logiciel Epi Info, pour une certitude de 95 %, nous obtenons un échantillonnage minimal de 352 animaux (figure 16) afin de détecter au moins un animal positif avec une certitude de 95 %.

Figure 16 : calcul de la taille de l'échantillon à l'aide du logiciel Epi Info



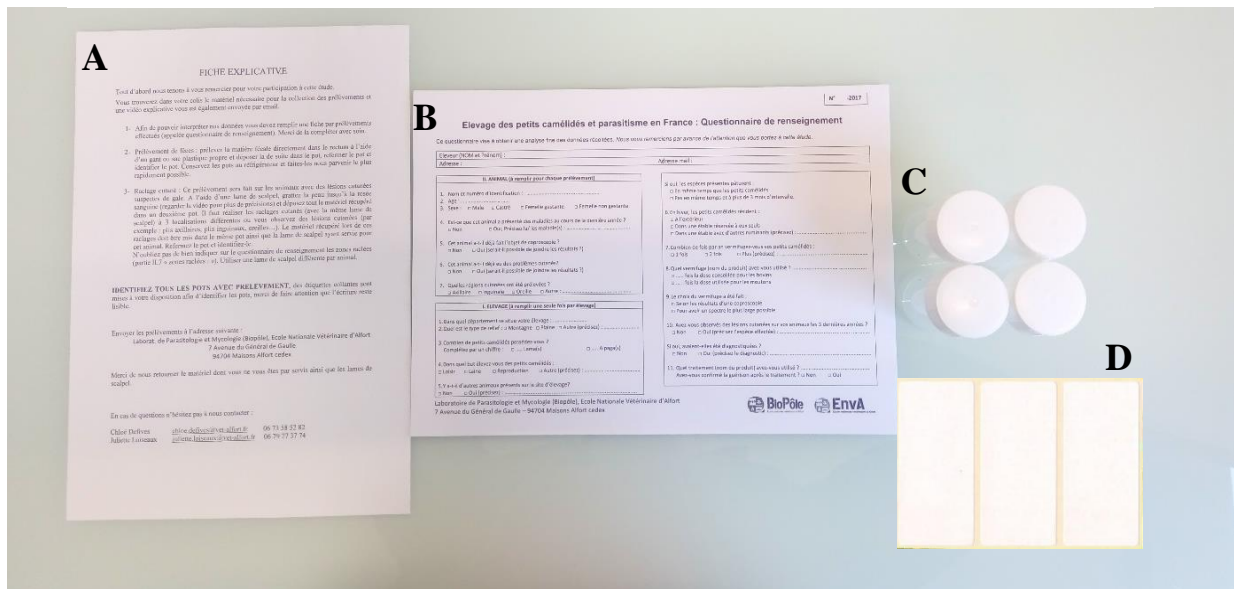
Nous avons cherché les élevages où recruter les animaux. Nous sommes entrés en contact avec la directrice de l'AFLA et avons obtenu l'annuaire de 74 éleveurs de l'association. Chaque membre a été contacté par téléphone pour déterminer le nombre d'éleveurs qui seraient intéressés par la réalisation de coproscopies et de raclages cutanés sur leurs animaux. En tout, 37 membres (49,3 %) ont répondu favorablement, 11 membres (15,6 %) ne le souhaitaient pas et 26 (35,1 %) membres ne savaient pas ou n'ont pas pu être contactés. Notre étude a été présentée lors d'une réunion de l'AFLA en janvier 2017 à Lyon. Pour lancer l'étude nous avons également publié un article dans le journal de l'association (journal que chaque adhérent reçoit) récapitulant le but de l'étude et les bénéfices pour les éleveurs (coproscopies et raclages gratuits). Dans cet article, nous avons mis nos coordonnées afin que les membres intéressés nous contactent.

2 Matériel et méthodes

2.1 La réalisation et l'envoi des prélèvements

Les éleveurs volontaires pour participer à cette étude ont reçu pour la réalisation des prélèvements fécaux, tout le matériel nécessaire envoyés par nos soins et décrit sur la figure 17 ci-dessous, ainsi qu'une fiche de renseignement par animal afin de récolter toutes les informations pertinentes (annexe 1).

Figure 17 : composition d'un colis envoyé pour la réalisation de prélèvements de fèces (photographie personnelle)



Légende :

A : Fiche explicative, présentée en annexe 2, pour aider à la réalisation des prélèvements

B : Une fiche de renseignement à remplir par animal, présentée en annexe 1

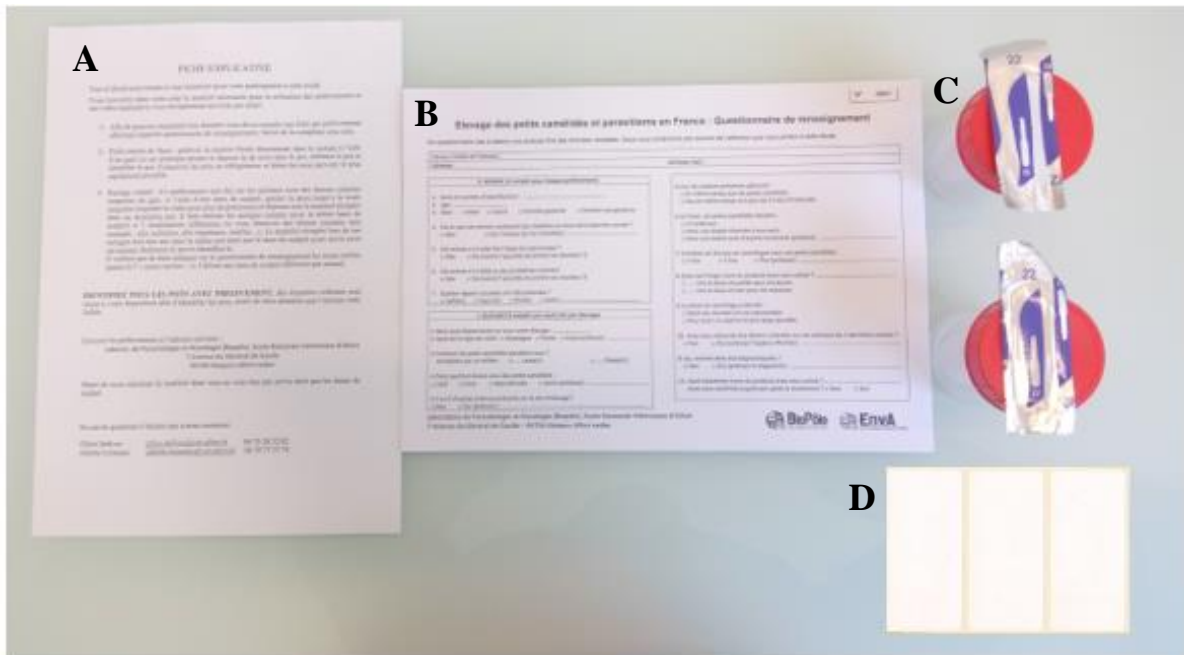
C : Pots en plastique pour prélèvement de fèces

D : Étiquettes vierges à coller sur les pots afin d'identifier l'animal

Nous avons également réalisé une vidéo qui montrait la procédure à suivre pour réaliser les prélèvements de fèces qui devaient être collectés directement dans le rectum. Les fèces prélevées devaient être envoyées dans les 24h suivant le prélèvement et en attendant l'envoi elles devaient être placées au réfrigérateur (4°C).

Dans le cas des prélèvements pour la recherche des agents des gales, nous avons utilisé des raclages cutanés faits et envoyés par les éleveurs selon nos indications fournies au préalable. Les éleveurs nous contactaient pour des animaux présentant des lésions cutanées caractéristiques des gales. Suite à ce contact, nous avons envoyé le colis représenté sur la figure 18 ci-dessous.

Figure 18 : composition d'un colis envoyé pour la réalisation de raclages cutanés
(photographie personnelle)



Légende :

- A :** Fiche explicative, présentée en annexe 2, pour aider à la réalisation des prélèvements
- B :** Une fiche de renseignement à remplir par animal, présentée en annexe 1
- C :** Pots de prélèvement en plastique pour les raclages cutanés avec une lame de scalpel par animal prélevé
- D :** Étiquettes vierges à coller sur les pots afin d'identifier l'animal

Comme pour les prélèvements de fèces, nous avons fait une vidéo qui était envoyée par email aux éleveurs afin de leur expliquer comment réaliser les raclages cutanés. Les éleveurs devaient racler les zones lésées et également une ou deux zones dépilées : plis axillaires, inguinaux. Tous les raclages d'un même animal étaient mis dans le même pot. Pour effectuer le raclage, les propriétaires devaient tout d'abord émousser légèrement la lame de scalpel sur une surface en béton afin que cette lame ne soit pas trop coupante. Ensuite il fallait restreindre les mouvements de l'animal à l'aide d'une contention efficace. Nous leur avons conseillé de coucher les animaux pour la réalisation des raclages dans les plis axillaires et inguinaux. Pour le raclage en lui-même il faut gratter la peau avec le côté tranchant de la lame de scalpel jusqu'à voir la rosée sanguine. Nous avons bien demandé aux éleveurs de remettre la lame de scalpel dans le pot pour vérifier qu'ils étaient bien allés jusqu'à la rosée sanguine et récupérer les matières présentes sur la lame de scalpel. Les matières récupérées lors du raclage devaient être envoyées dans la journée donc nous avons conseillé aux éleveurs de les réaliser le matin afin de les envoyer l'après-midi. En effet, le laps de temps écoulé entre le prélèvement et l'analyse est primordial pour l'analyse des ectoparasites notamment si l'on souhaite savoir si les acariens ont été récupérés vivants ou non.

Tous les prélèvements fécaux et cutanés ont été reçus entre début mars et mi-juillet 2017 par courrier postal. Ils ont été enregistrés dans le registre d'analyse du Biopôle Alfort. Ils ont été conservés au réfrigérateur (4-8 °C) et ont été analysés dans un délai de huit jours après réception pour les fèces et dans un délai de trois jours pour les raclages cutanés.

2.2 L'analyse des prélèvements

2.2.1 Les fèces

Nous avons choisi l'analyse coprologique par flottation en solution saturée de sulfate de magnésium (MgSO_4 : $d = 1,28 \text{ g/cm}^3$) pour la détection des œufs de nématodes. Cette technique, peu coûteuse, utilise les différences de densité entre les œufs et la solution ce qui fait remonter les œufs moins denses vers la surface avec peu de débris. Le protocole mis en place pour les prélèvements fécaux est décrit dans l'annexe 3.

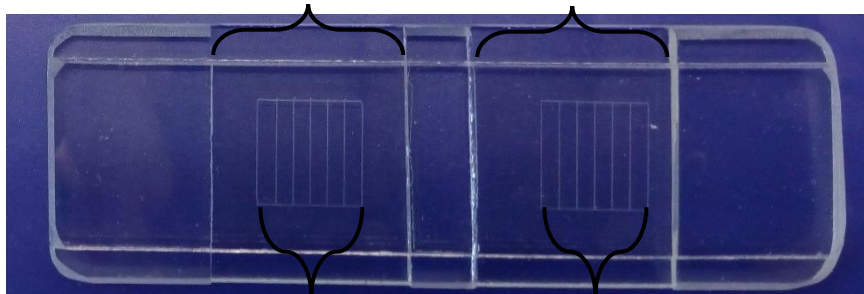
Nous avons utilisé la technique quantitative de Mac Master (figure 19) pour la détermination de la concentration des œufs par gramme de fèces (opg) à partir des prélèvements en solution saturée de MgSO_4 .

Figure 19 : description d'une lame de Mac Master

(photographie personnelle)

0,15 mL

0,15 mL



6 cellules de 1,7 mm de largeur

La lame de Mac Master est composée de deux compartiments contigus séparés par une cloison, chacun d'entre eux ayant un volume de 0,15 mL. Le plafond de chaque compartiment est divisé en six cellules de 1,7 mm de largeur.

Pour remplir les compartiments de la lame de Mac Master nous allons reprendre la suspension de fèces dans la solution saturée de MgSO_4 . Cette solution préalablement filtrée est homogénéisée avec une pipette à usage unique, laquelle sert à remplir les deux compartiments de la lame de Mac Master en évitant la formation de bulles d'air. Ensuite, il faut attendre dix minutes avant de regarder la lame de Mac Master afin de permettre aux œufs moins denses de remonter avec peu de débris. Les 12 cellules de la lame sont regardées au microscope à l'objectif 10X : la largeur d'une cellule est comprise dans le champ. Chaque élément parasitaire identifié est compté sur les six cellules dans chaque compartiment. Nous avons utilisé la formule suivante pour déterminer la concentration en opg :

$$\text{OPG} = \frac{N \times \text{VF}}{\text{VC} \times \text{PP}}$$

N = moyenne d'œufs dénombrés dans les deux compartiments

VF = volume final de la suspension de fèces dans la solution saturée de MgSO_4 (75 mL)

VC = volume du compartiment (0,15 mL)

PP = poids du prélèvement (en g)

Donc :

$$\text{OPG} = \frac{N \times 75 \text{ mL}}{0,15 \text{ mL} \times 5 \text{ g}}$$

La moyenne des œufs dénombrés dans les deux compartiments est donc multipliée par 100.

Si la moyenne d'œufs dénombrés dans les deux compartiments (N) est inférieure à 1, cela signifie que la charge parasitaire est inférieure à 100 opg.

La méthode de flottation qualitative est systématiquement préparée mais la lecture n'est pas faite systématiquement. Cette lecture est faite pour aider à l'identification des œufs si nécessaire.

Les résultats ont été envoyés aux éleveurs dans les deux semaines suivants la réception du prélèvement en indiquant que l'interprétation des résultats envoyés devait se faire avec le vétérinaire traitant en tenant compte de la clinique des animaux.

2.2.2 Les raclages cutanés

Pour l'analyse des ectoparasites, il faut attendre que le prélèvement se réchauffe afin que des mouvements des parasites puissent être notés s'ils sont vivants. Dans ce but, nous attendons 20 minutes après la sortie du réfrigérateur. Ensuite, la matière prélevée comme la lame de scalpel utilisée sont mises dans une boîte de Petri. Nous vérifions sur la lame de scalpel que le raclage a bien été fait jusqu'à la rosée sanguine. Le prélèvement est regardé sous la loupe binoculaire au grossissement 15X, les poils et les croûtes sont dilacérés à l'aide de petites pinces. Quelques gouttes de lactophénol sont ensuite placées sur le prélèvement afin de nous aider à mieux observer et à dilacérer. Si des parasites sont observés ou qu'un item est suspect, il est saisi à l'aide d'une petite pince puis placé entre lame et lamelle avec une goutte de lactophénol afin de le regarder au microscope. Le microscope va nous permettre de vérifier si c'est bien un ectoparasite et de l'identifier. Nous nous sommes concentrés sur les agents de la gale, nous les avons comptés et avons noté s'ils étaient vivants ou non. Cette méthode nous permet d'avoir une analyse semi quantitative car nous obtenons le nombre de parasites mais nous ne savons pas réellement à quelle densité ils sont présents en réalité sur l'animal. Nous obtenons donc un nombre d'agents de la gale dans un prélèvement qui peut être de taille variable.

2.3 La méthode d'analyse des résultats

2.3.1 Le choix d'analyse concernant les fèces

Tout d'abord, nous avons analysé individuellement de façon descriptive certaines variables de notre échantillon :

- la répartition géographique des différents élevages ;
- les types de terrain sur lesquels sont situés les élevages ;
- les objectifs de ces élevages ;
- le type d'élevage : mono-espèce ou poly-espèce ;
- la gestion de la vermifugation.

Nous avons ensuite croisé les variables les plus pertinentes de notre échantillon. Nous avons étudié la distribution géographique des animaux selon l'espèce et la distribution de l'âge des animaux selon leur sexe. De plus pour orienter notre analyse nous avons regardé si la

répartition de l'âge des animaux suivait une loi normale. Cette répartition a été faite à l'aide du logiciel GraphPad Prism (version 6).

Nous avons décrit la charge parasitaire des nématodes des petits camélidés de notre échantillon et nous avons étudié cette charge selon la localisation géographique des animaux. Les animaux ont été classés en « positifs » ou « négatifs ». Un animal était considéré comme « positif » si sa charge parasitaire était de 100 opg ou plus (soit $N =$ moyenne d'œufs dénombrés dans les deux compartiments de la lame McMaster $N \geq 1$). Si $N < 1$ nous avons classé l'animal comme « négatif », c'est-à-dire que sa charge parasitaire était strictement inférieure à 100 opg.

Puis nous avons étudié plus précisément la charge parasitaire de chaque genre de nématodes en notant leur quantité en opg pour chaque prélèvement. Nous avons déterminé à priori trois catégories de charge parasitaires décrites ci-dessous :

Pour les strongles indifférenciés et *Trichuris* sp. :

- < 200 opg
- [200;500] opg
- > 500 opg

Pour *Nematodirus* sp. :

- < 200 opg
- [200;1200]
- (> 1200 opg)

Nous avons ainsi calculé le pourcentage d'animaux pour chaque parasite et pour chaque niveau. Aucun animal n'ayant présenté plus de 1200 opg de *Nematodirus* sp. (le plus parasité avait 550 opg) nous n'avons pas décrit les pourcentages pour cette catégorie.

Nous avons étudié l'association entre la charge parasitaire de ces animaux et les différentes variables catégoriques citées ci-dessous :

- le sexe, l'espèce et l'âge ;
- la présence d'un traitement anti parasitaire interne reçu dans les six mois précédant l'analyse.

Pour tester ces associations nous avons effectué des tableaux de contingences sur Excel 2016 qui nous ont servi à faire les tests de χ^2 . Si l'effectif attendu était inférieur à cinq nous avons opté pour un test de Fisher. Les tests de χ^2 et de Fisher ont été faits grâce au site internet BiostaTGV (<https://marne.u707.jussieu.fr/biostatgv/>). En ce qui concerne l'âge nous avons comparé les médianes d'âge des animaux selon la charge parasitaire au moyen du test de Kruskal-Wallis effectué également avec Excel 2016 et en utilisant le site internet BiostaTGV (<https://marne.u707.jussieu.fr/biostatgv/>). Nous voulons tester plusieurs associations sans hypothèses à priori ; si une association a un degré de signification inférieur à 0,05 ($p < 0,05$) nous allons pouvoir conclure à l'existence d'une possible association statistique. Si le degré de signification est supérieur à 0,05 nous allons simplement décrire les résultats.

2.3.2 Le choix d'analyse concernant les raclages

De même que pour l'analyse des fèces nous avons décrit la composition de notre échantillon selon les mêmes variables. Nous avons aussi analysé et compté les acariens présents dans les prélèvements.

3 Résultats

3.1 Description de l'échantillon

3.1.1 Composition de l'échantillon

Nous avons récupéré 261 prélèvements fécaux à partir de 22 élevages, dont 42,5 % (111/261) provenaient d'alpagas et 57,5 % (150/261) de lamas. Le tableau 8 ci-dessous récapitule le nombre de lamas et d'alpagas présents par élevage, le nombre d'alpagas et de lamas prélevés ainsi que le pourcentage d'animaux de l'élevage qui ont été prélevés. Le nombre d'animaux par élevage est très variable allant de 2 jusqu'à 81 individus. Douze exploitations sur vingt-deux (54 %) élèvent les deux espèces, tandis que 36 % (8/22) et 9 % (2/22) des élevages ont des lamas ou des alpagas respectivement.

Tableau 8 : nombre d'animaux par élevage et pourcentage d'animaux prélevés

Numéro d'élevage	Nombre de lamas	Nombre d'alpagas	Nombre total d'animaux	Nombre de lamas prélevés	Nombre d'alpagas prélevés	Nombre total d'animaux prélevés	% d'animaux prélevés
1	22	0	22	22	0	22	100
2	9	2	11	9	2	11	100
3	5	0	5	5	0	5	100
4	2	4	6	4	2	6	100
5	0	3	3	0	3	3	100
6	19	1	20	19	1	20	100
7	2	22	24	2	22	24	100
8	0	6	6	0	6	6	100
9	14	2	16	14	2	16	100
10	11	0	11	11	0	11	100
11	5	0	5	5	0	5	100
12	1	12	13	1	12	13	100
13	11	0	11	11	0	11	100
14	5	4	9	4	4	8	89
15	7	2	9	7	0	7	78
16	2	10	12	1	8	9	75
17	5	0	5	3	0	3	60
18	2	0	2	1	0	1	50
19	8	73	81	1	29	30	37
20	35	0	35	11	0	11	31
21	40	25	65	17	2	19	29
22	10	70	80	2	18	20	25
TOTAL				150	111	261	

59,1 % des élevages (13/22) ont prélevés la totalité de leurs animaux. Seulement cinq élevages ont prélevé 50 % ou moins de leur troupeau soit 22,7 %.

3.1.2 Répartition géographique de l'échantillon

La répartition géographique des 22 élevages prélevés ainsi que celle du nombre d'animaux prélevés par région sont représentés sur les figures 20 et 21 ci-dessous.

Figure 20 : carte représentant le nombre d'élevages prélevés par région

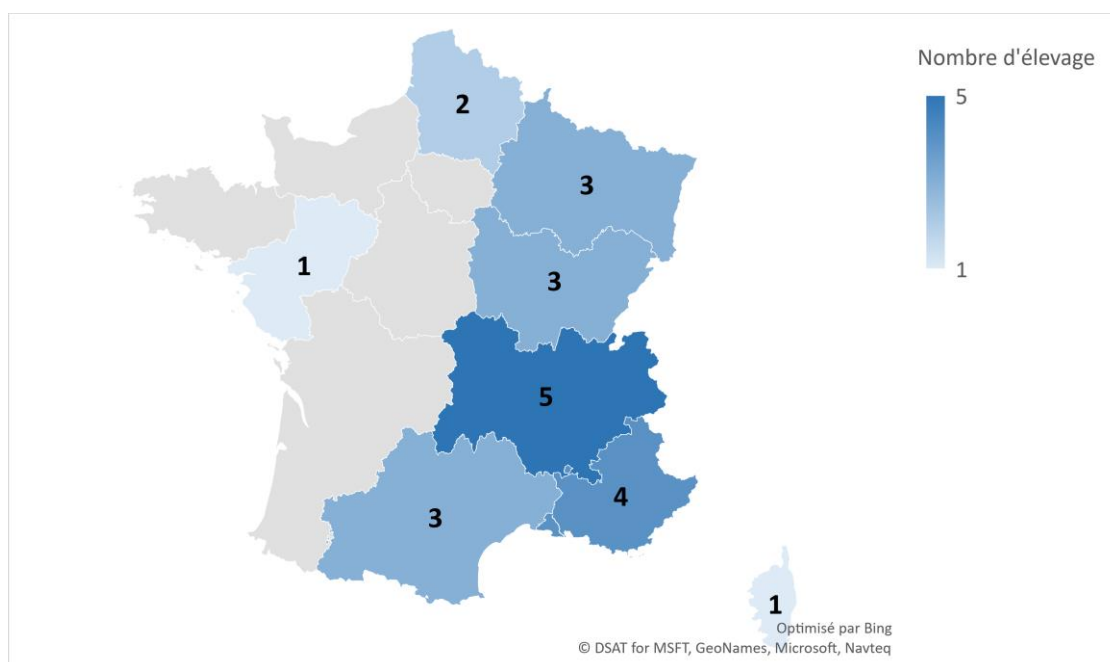
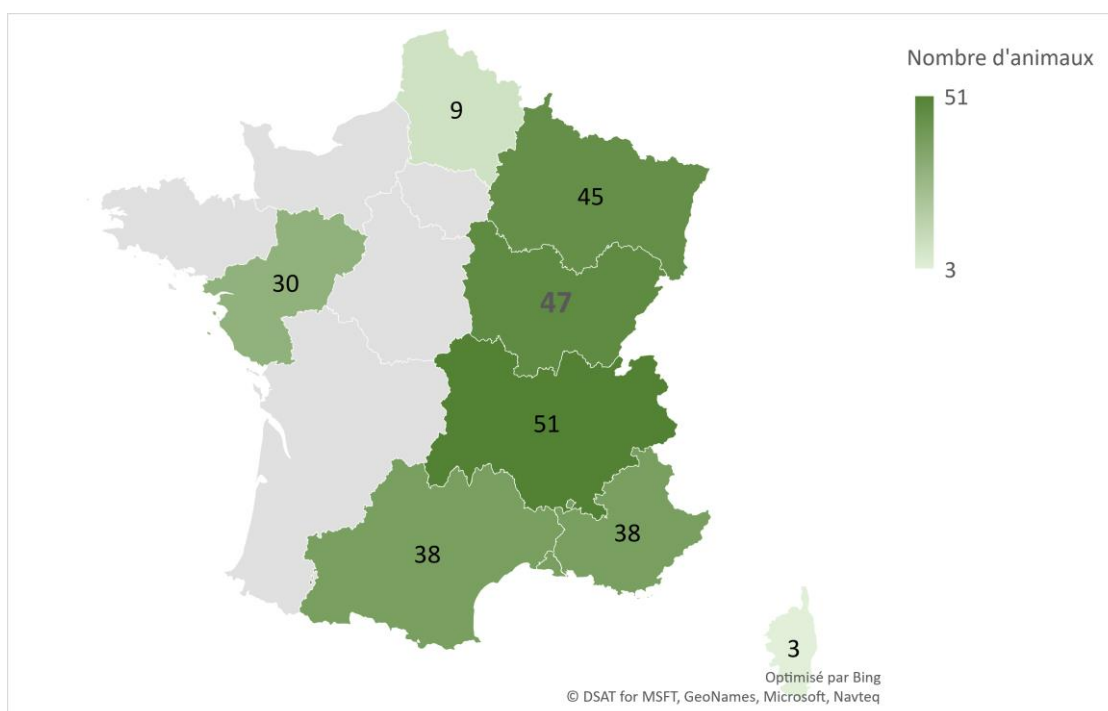


Figure 21 : carte représentant le nombre d'animaux prélevés par région



Dans la région Occitanie qui est à cheval entre l'est et l'ouest de la France, les trois élevages analysés sont situés dans la moitié occidentale de l'hexagone de la France. Nous remarquons donc que quatre élevages, soit un total de 68 animaux sont situés dans la moitié ouest du pays. Les autres (soit 193 animaux issus de 18 élevages) se situent dans la moitié est. La région où nous avons recrutés le plus d'élevages (5) et d'animaux (51) est Auvergne-Rhône-

Alpes. Nous pouvons comparer ces deux cartes à la carte de répartition des membres de l'AFLA (figure 22).

Figure 22 : carte localisant les élevages membres de l'AFLA

(<http://www.lamas-alpagas.org/annuaire-professionnels-afla-france-lamas-alpagas.html>)



Sur la carte de l'AFLA nous comptons 45 élevages sur 74 qui sont dans la partie orientale de la France soit 61 % ce qui est inférieure aux 81 % des élevages recrutés dans notre échantillon sur cette même zone.

3.1.3 Description des variables étudiées dans l'échantillon

a) Type de terrain, objectifs et types d'élevages, gestion de la vermifugation

Les variables suivantes sont trop disparates d'un élevage à un autre et n'ont donc pas pu être comparées entre elles. Elles sont donc simplement décrites.

Les 22 élevages sont sur des reliefs et des terrains différents. Dix élevages se trouvent en plaine, sept en montagne, deux sur des collines, un au niveau de la garrigue, un au niveau d'un piémont et un sur un plateau. La majorité des alpagas et des lamas de ces 22 élevages sont élevés en extérieur avec un accès à un abri durant la journée et confinés en étable la nuit. Pendant la période hivernale ils vivent en majorité dans l'étable.

L'objectif de ces élevages est très diversifié. Pour les plus grands les animaux sont élevés pour la reproduction, la laine et les activités destinées au public telles que le tourisme ou

les fermes pédagogiques. Pour les plus petits élevages les animaux constituent tout simplement un loisir.

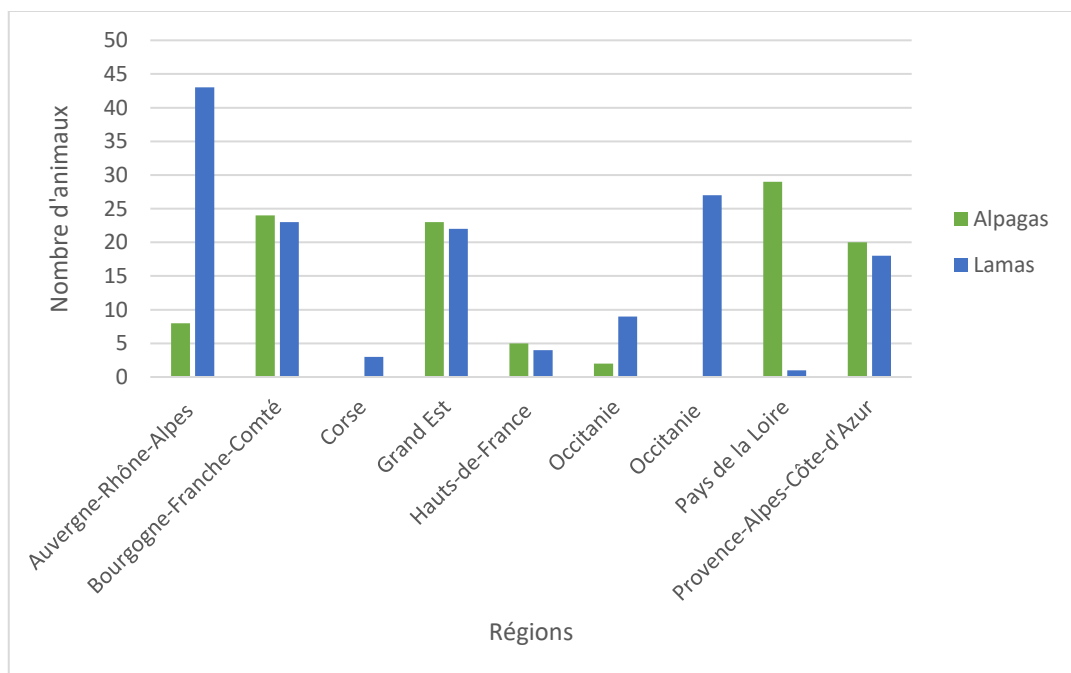
Seize exploitations sur vingt-deux (72 %) élèvent des lamas et alpagas sans contact avec d'autres espèces animales (bovins, ovins, caprins, équidés). Si d'autres animaux passent sur la même pâture, leur passage est espacé de trois mois par rapport celui des lamas et alpagas. Nous considérerons ces élevages dans la catégorie « élevages mono-espèces ». Pour les six autres élevages, les animaux pâturent en majorité avec des ovins, des caprins, des équidés et des bovins voire même parfois avec des poules dans le cas de fermes pédagogiques : ce sont donc des « élevages poly-espèces ».

Dans l'échantillon d'animaux analysés, 77 % (200/261) ont été vermifugés avec un produit vétérinaire dans les six mois précédant le prélèvement. Les produits et dosages utilisés sont très variables. Nous retrouvons en majorité du fenbendazole (Panacur®), de l'ivermectine (Ivomec®) et de l'albendazole (Valbenzen®).

b) Distribution géographique des animaux

Nous avons étudié la répartition géographique des animaux en fonction de l'espèce (lama, alpa) pour voir si une espèce prédominait plus qu'une autre localement (figure 23).

Figure 23 : répartition géographique des animaux en fonction de l'espèce



Dans notre échantillon la répartition des alpagas et des lamas selon les régions est variée. Les nombres d'alpagas et de lamas s'équilibrent dans certaines régions comme en Bourgogne-Franche-Comté ou dans le Grand-Est. Dans d'autres régions les lamas prédominent comme en Auvergne-Rhône-Alpes. En Pays de la Loire ce sont les alpagas qui sont en majorité dans notre échantillon.

c) Distribution du sexe et de l'âge des animaux

Nous avons décrit la répartition du sexe des animaux de notre échantillon en fonction de leur espèce (tableau 9).

Tableau 9 : répartition des animaux en fonction de leur sexe

	Lamas	Alpagas	Total
Mâle	73	28	101
Femelle	77	83	160
Total	150	111	261

Parmi les lamas, nous remarquons qu'il y a 48,7 % (73/150) de mâles et parmi les alpagas 25 % (28/111). Notre échantillon total se compose de 38,7 % de mâles (101/261) qui sont donc minoritaire.

Afin de déterminer la distribution des animaux selon leur espèce et leur âge (tableau 10), nous avons établi des tranches d'âge :

- les jeunes de moins de 1 an et demi ;
- les jeunes adultes de 1 an et demi à 3 ans ;
- les adultes de 3 à 10 ans ;
- les animaux âgés de plus de 10 ans.

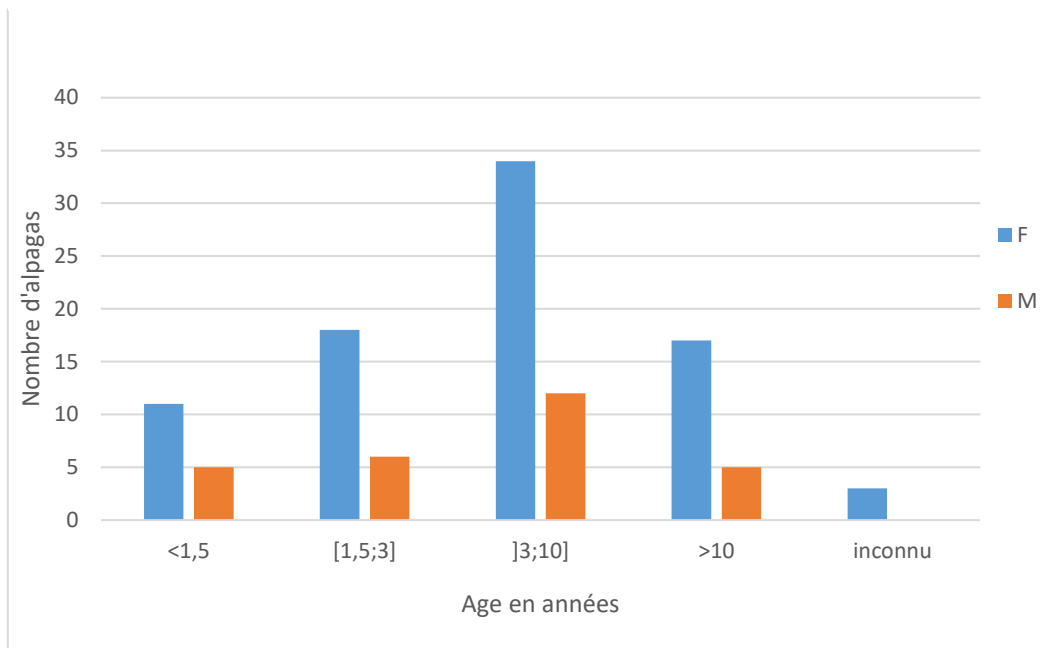
Tableau 10 : répartition des animaux en fonction de leur âge

	Lamas	Alpagas	Total
< 1 an et demi	13	16	29
[1,5 ; 3] ans	27	24	51
]3 ; 10] ans	74	46	120
>10 ans	32	22	54
Age inconnu	4	3	7
Total	150	111	261

Parmi les camélidés de l'étude, nous remarquons que la tranche d'âge majoritaire est celle de 3 à 10 ans. Elle regroupe en effet 49,3 % des lamas (74/150) et 41,4 % des alpagas (46/111). Dans la globalité de notre échantillon, 46 % des animaux (120/261) sont âgés entre 3 et 10 ans.

Maintenant nous étudions la répartition de l'âge en fonction du sexe. Tout d'abord chez les alpagas (figure 24).

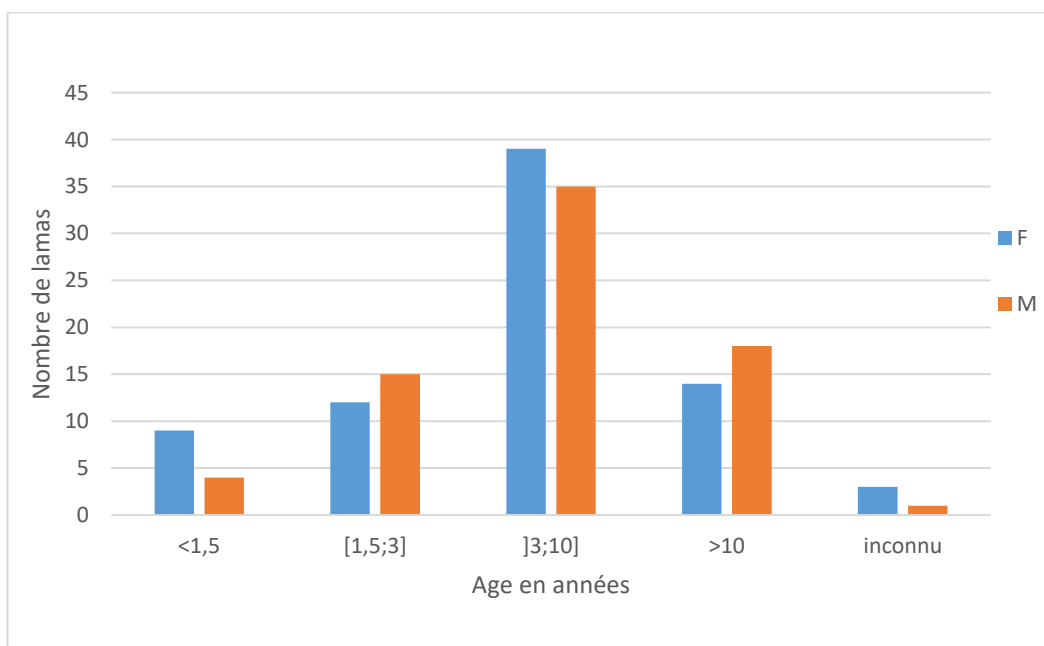
Figure 24 : graphique représentant la répartition de l'âge des alpagas en fonction de leur sexe



En dépit de la proportion plus importante de femelles, la distribution des animaux par tranche d'âge est globalement similaire pour les deux sexes chez les alpagas. Une majorité des éleveurs font de la reproduction d'où la volonté de conserver plusieurs femelles. L'âge de certains animaux est classé comme inconnu car les éleveurs n'ont pas pu nous le communiquer.

Nous effectuons la même chose pour les lamas (figure 25).

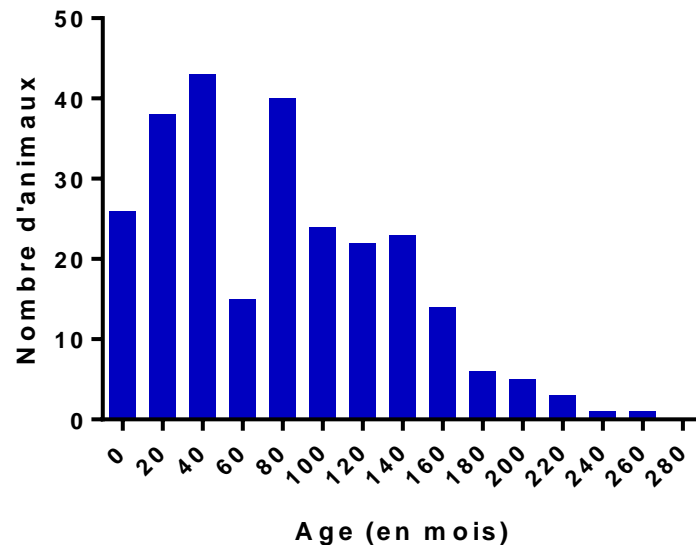
Figure 25 : graphique représentant la répartition de l'âge des lamas en fonction de leur sexe



Chez les lamas de notre échantillon, le sexe le plus représenté peut varier en fonction de la tranche d'âge. La majorité de notre échantillon est représentée par des lamas femelles entre 3 et 10 ans comme chez les alpagas.

Afin de nous aider à orienter notre analyse nous avons étudié la répartition de tous les animaux de l'échantillon en fonction de leur âge afin de savoir si elle suit une loi normale, ce qui n'est pas vérifié sur le graphique (figure 26).

Figure 26 : répartition des animaux de l'échantillon en fonction de leur âge



3.2 Détection et identification des nématodes

À partir des analyses coproscopiques, trois genres de nématodes ont été identifiés : des œufs de types strongles (figure 27), *Nematodirus* sp. (figure 28) et *Trichuris* sp. (figure 29).

Figure 27 : un œuf de strongle digestif
(photographie personnelle)



L'œuf est ellipsoïde et mesure en moyenne 80-100 x 40-50 μm . Il est dépourvu de bouchon polaire et non operculé. Sa paroi est mince et contient une morula.

Figure 28 : un oeuf de *Nematodirus* sp.
(photographie personnelle)



L'œuf est ellipsoïde et mesure en moyenne 70-120 x 150-210 µm soit deux fois plus grand que les œufs des strongles digestifs. Comme ces derniers il est dépourvu de bouchon polaire et non operculé.

Figure 29 : un oeuf de *Trichuris* sp.
(photographie personnelle)



L'œuf est convexe et mesure en moyenne 40-45 x 60-85 µm. Il est caractérisé par la présence de deux bouchons polaires saillants.

3.3 Présence des nématodes : l'analyse quantitative

3.3.1 Prévalence des nématodes chez les petits camélidés

Avec la méthode de Mac Master nous avons pu quantifier les œufs en opg pour chaque animal. À partir d'une concentration de 100 opg minimum, nous avons considéré l'animal comme positif, ainsi avons-nous pu calculer le pourcentage d'animaux positifs et négatifs (tableau 11).

Tableau 11 : répartition du pourcentage d'animaux positifs et négatifs

	Négatifs (< 100 opg)	Positifs (≥ 100 opg)	Nombre total d'animaux
Lamas et alpagas	62,5 % (163)	37,5 % (98)	261

Si nous prenons l'échantillon dans sa globalité 62,5 % (163/261) des animaux ont strictement moins de 100 opg contre 37,5 % (98/261) qui ont 100 opg ou plus. Nous avons donc une majorité d'animaux négatifs.

Ensuite nous analysons la charge parasitaire individuelle en fonction du genre du parasite observé et en déduisons des pourcentages pour chaque catégorie (tableau 12).

Tableau 12 : pourcentage d'animaux parasités en fonction du genre du parasite et sa charge

Nombre d'œufs par gramme	Strongles indifférenciés			<i>Nematodirus</i> sp.		<i>Trichuris</i> sp.		
	< 200	[200;500]	> 500	< 200	≥ 200	< 200	[200;500]	> 500
% de lamas et d'alpagas	80,1 % (209)	12,6 % (33)	7,3 % (19)	98,1 % (256)	1,9 % (5)	97,3 % (254)	2,3 % (6)	0,4 % (1)

Nous remarquons que beaucoup d'animaux ont une charge parasitaire non détectable ou faible pour les trois genres de parasites étudiés, en effet :

- 80,1 % des lamas et des alpagas ont strictement moins de 200 opg de strongles indifférenciés dans leurs fèces ;
- 98,1 % des lamas et des alpagas ont strictement moins de 200 opg de *Nematodirus* sp. dans leurs fèces ;
- 97,3 % des lamas et des alpagas ont strictement moins de 200 opg de *Trichuris* sp. dans leurs fèces.

Nous remarquons également que les parasites les plus présents avec une quantité supérieure ou égale à 200 opg sont les strongles indifférenciés. En effet, 19,9 % ((33+19)/261) des animaux ont au minimum 200 opg de strongles indifférenciés contre 1,9 % (5/261) et 2,7 % ((6+1)/261) pour *Nematodirus* sp. et *Trichuris* sp. respectivement.

3.3.2 Prévalence des nématodes selon l'origine

Nous avons étudié la répartition des animaux de l'échantillon selon leurs origines afin de savoir s'il y a une prévalence plus importante d'un genre de parasite dans une région. Nous avons donc comparé les pourcentages d'animaux ayant au minimum 200 opg selon la région (tableau 13).

Tableau 13 : répartition du pourcentage d'animaux selon la région et selon les charges parasitaires

	≥ 200 opg d'œufs de strongles indifférenciés	≥ 200 opg pour <i>Nematodirus</i> sp.	≥ 200 opg pour <i>Trichuris</i> sp.	Nombre total d'animaux dans la région
Auvergne-Rhône- Alpes	41,2 % (21)	2 % (1)	3,9 % (2)	51
Bourgogne-Franche- Comté	12,8 % (6)	2,1 % (1)	0 % (0)	47
Corse	0 % (0)	0 % (0)	0 % (0)	3
Grand Est	24,4 % (11)	6,7 % (3)	2,2 % (1)	45
Hauts-de-France	11,1 % (1)	11,1 % (1)	0 % (0)	9
Occitanie	13,2 % (5)	2,6 % (1)	15,8 % (6)	38
Pays de la Loire	10 % (3)	0 % (0)	0 % (0)	30
Provence-Alpes- Côte-d'Azur	13,2 % (5)	0 % (0)	0 % (0)	38

Nous pouvons regarder les pourcentages de ce tableau par colonne. Nous remarquons qu'en ce qui concerne les strongles indifférenciés, la région Auvergne-Rhône-Alpes semble plus parasitée. En effet 41,2 % (21/51) des animaux prélevés dans cette région ont au minimum 200 opg de strongles indifférenciés alors que dans les autres régions le pourcentage est inférieur à 25 %. Pour *Nematodirus* sp., les régions Grand Est et Hauts-de-France ont respectivement 6,7 % (3/45) et 11,1 % (1/9) de leurs animaux prélevés ayant au minimum 200 opg alors que dans les autres régions le maximum est de 2,6 %. Pour *Trichuris* sp., la région Occitanie a 15,8 % (6/38) de ses animaux qui ont au minimum 200 opg contre un maximum de 3,9 % pour les autres régions. Selon le genre de parasite, la région qui présente le plus d'animaux avec au minimum 200 opg varie.

Nous avons étudié les prévalences les plus importantes pour un genre de parasite donné dans chaque élevage en nous focalisant sur les pourcentages d'animaux ayant au moins 200 opg (tableau 14). Comme observé dans le tableau ci-dessous, le nombre d'animaux prélevés par élevage est hétérogène car l'éleveur choisissait quels animaux prélever. Tous les animaux ont été prélevés dans les élevages 1 à 13 mais pas dans les élevages 14 à 22.

Tableau 14 : répartition du pourcentage d'animaux selon l'élevage et selon les charges parasitaires

Région	Numéro d'élevage	≥ 200 opg d'œufs de strongles indifférenciés	≥ 200 opg pour <i>Nématodirus</i> sp.	≥ 200 opg pour <i>Trichuris</i> sp.	Nombre total d'animaux prélevés (Nombre total d'animaux de l'élevage)
Auvergne-Rhône-Alpes	8	66,7 % (4)	0 % (0)	16,7 % (1)	6 (6)
	9	68,8 % (11)	6,3 % (1)	6,3 % (1)	16 (16)
	10	9,1 % (1)	0 % (0)	0 % (0)	11 (11)
	15	42,9 % (3)	0 % (0)	0 % (0)	7 (9)
	20	42,9 % (3)	0 % (0)	0 % (0)	11 (35)
Bourgogne-Franche-Comté	14	0 % (0)	0 % (0)	0 % (0)	8 (9)
	21	26,3 % (5)	5,3 % (1)	0 % (0)	19 (65)
	22	5 % (1)	0 % (0)	0 % (0)	20 (80)
Corse	17	0 % (0)	0 % (0)	0 % (0)	3 (5)
Grand Est	6	40 % (8)	15 % (3)	5 % (1)	20 (20)
	7	8,3 % (2)	0 % (0)	0 % (0)	24 (24)
	18	100 % (1)	0 % (0)	0 % (0)	1 (2)
Hauts-de-France	4	16,7 % (1)	0 % (0)	0 % (0)	6 (6)
	5	0 % (0)	0 % (0)	0 % (0)	3 (3)
Occitanie	1	18,2 % (4)	4,5 % (1)	18,2 % (4)	22 (22)
	2	9,1 % (1)	0 % (0)	0 % (0)	11 (11)
	3	0 % (0)	0 % (0)	0 % (0)	5 (5)
Pays de la Loire	19	10 % (3)	0 % (0)	0 % (0)	30 (81)
Provence-Alpes-Côte-d'Azur	11	60 % (3)	0 % (0)	0 % (0)	5 (5)
	12	0 % (0)	0 % (0)	0 % (0)	13 (13)
	13	9,1 % (1)	0 % (0)	0 % (0)	11 (11)
	16	11,1 % (1)	0 % (0)	0 % (0)	9 (12)

Nous pouvons regarder les pourcentages de ce tableau par colonne. Nous observons qu'en ce qui concerne les strongles indifférenciés, le pourcentage d'animaux prélevés ayant au moins 200 opg est très hétérogène (de 0 à 100 %) selon les élevages. Cependant ces valeurs ne peuvent pas être réellement comparées car le pourcentage d'animaux prélevés sur la totalité de l'élevage n'est pas le même.

Si nous comparons uniquement les élevages dans lesquels tous les animaux ont été prélevés, soit les élevages 1 à 13 (ceux en gras dans le tableau 14). Les pourcentages concernant les strongles indifférenciés sont très hétérogènes, en effet les pourcentages d'animaux ayant au moins 200 opg de strongles indifférenciés par élevage vont de 0 % (0/13) à 68,8 % (11/16). En ce qui concerne *Nematodirus* sp. et *Trichuris* sp., le pourcentage d'animaux prélevés ayant au moins 200 opg est très faible (15 % (3/20) et 18,2 % (4/22) respectivement).

3.4 Présence des nématodes : analyse épidémiologique

Lors de cette étude exploratoire nous n'avons pas d'hypothèses à priori. Nous avons donc produit des tableaux de contingence afin de représenter simultanément la charge parasitaire et les variables suivantes :

- le sexe, l'espèce et l'âge des animaux ;
- le type d'élevage : mono-espèce et poly-espèces ;
- les traitements anthelminthiques (dans les six mois précédant l'analyse).

Tous les tableaux de contingence sont dans les annexes 4 à 9.

Dans un premier temps, nous nous sommes intéressés à l'étude de ces variables et de la charge en nématodes (animaux négatifs *versus* positifs). Dans un deuxième temps, lorsque nous avons observés une association ($p < 0,05$) entre la charge parasitaire et une variable nous avons plus approfondi l'analyse en considérant chaque genre de parasites rencontrés (strongles indifférenciés, *Nematodirus* sp., *Trichuris* sp.).

3.4.1 Association entre la charge parasitaire en nématodes et différentes variables

Aucune association n'a pu être déterminée entre la charge parasitaire en nématodes et le sexe des animaux ($p = 0,98$) (annexe 4.1). En effet, nous retrouvons le même pourcentage de mâles (39 %) parmi les animaux négatifs (63/163) et parmi les animaux positifs (38/98).

Par contre, une association ($p = 0,00005$) semble exister entre l'espèce (lamas et alpagas) et la charge parasitaire en nématodes (annexe 4.2). En effet, parmi les animaux positifs, 73,5 % (72/98) sont des lamas et 26,5% (26/98) sont des alpagas. Le pourcentage de lamas négatifs (52 % ; 78/150) et positifs (48 % ; 72/150) sont similaires, ce qui les distingue des alpagas qui comptent une majorité de négatifs (76,6 % ; 85/111) contre 23,4 % (26/111) de positifs. Il semble que nous ayons une majorité de lamas parmi les animaux positifs.

Aucune association ne semble exister non plus entre la charge parasitaire et l'âge des animaux. En effet, la médiane de l'âge des animaux positifs et négatifs est la même (72 mois) (annexe 4.3).

Une association ($p = 0,0015$) semble également exister entre la charge parasitaire en nématodes et le type d'élevage (annexe 4.4). Nous remarquons que parmi les élevages mono-espèce 43 % (84/195) des animaux sont positifs alors que parmi les élevages poly-espèces seulement 21 % (14/66) des animaux le sont. De plus, au sein des animaux positifs, 86 % (84/98) proviennent d'un élevage mono-espèce. Il semble y avoir plus d'animaux positifs parmi les élevages mono-espèces.

Nous avons également étudié la charge parasitaire en nématodes en fonction du traitement reçu par l'animal, notamment avec un vermifuge dans les 6 mois précédant l'analyse. Nous n'avons pas mis en évidence d'association ($p = 0,89$) (annexe 4.5). En effet, parmi les animaux négatifs, 22,7 % (37/163) des animaux n'avaient pas été traités et nous retrouvons des pourcentages similaires parmi les animaux positifs soit 23,5 % (23/98) qui n'ont pas été vermifugés.

Au bilan, il existe une possible association entre la charge parasitaire en nématodes et l'espèce d'une part et le type d'élevage d'autre part. Nous allons essayer de préciser cette association en étudiant ces variables en fonction de la charge de chaque catégorie de parasite (strongles indifférenciés, *Nematodirus* sp., *Trichuris* sp.). Nous avons également vu qu'il n'existe pas d'association entre la charge parasitaire en nématodes d'une part, le sexe, l'âge et les traitements antiparasitaires reçus dans les six mois précédant l'analyse d'autre part. Comme nous savons que, selon l'âge des animaux, le genre de parasites présent n'est pas le même, nous allons étudier l'association entre la charge parasitaire de chaque genre de parasite avec l'âge des animaux.

Nous allons donc étudier l'association entre la charge parasitaire de chaque parasite et les variables suivantes :

- l'espèce ;
- le type d'élevage ;
- l'âge des animaux.

3.4.2 Association entre la charge d'un parasite et différentes variables

a) Association entre la charge d'un parasite et l'espèce

Pour chaque genre de parasites nous avons testé l'association entre la charge de ce parasite et l'espèce.

Pour les strongles indifférenciés, une association ($p = 0,00011$) semble exister (annexe 5.1). Parmi les animaux ayant une charge parasitaire inférieure ou égale à 200 opg, il s'agit de lamas dans 51,7 % (108/209) des cas et d'alpagas dans 48,3 % (101/209), chiffres globalement équivalents. Lorsque la charge parasitaire augmente, les lamas parasités deviennent majoritaires. En effet, ils représentent 90,9 % (30/33) des individus ayant une charge parasitaire comprise entre 200 et 500 opg, et 63,2 % (12/19) des individus ayant une charge parasitaire strictement supérieure à 500 opg.

En ce qui concerne la charge parasitaire de *Nematodirus* sp. et l'espèce, une légère tendance ($p = 0,052$) se dessine (annexe 5.2). En effet, aucun alpaga n'a été retrouvé avec une charge de *Nematodirus* sp. supérieure ou égale à 200 opg alors que sept lamas ont une charge supérieure ou égale à 200 opg de *Nematodirus* sp..

Pour *Trichuris* sp., aucune association ($p = 0,27$) n'a été mise en évidence (annexe 5.3).

b) Association entre la charge d'un parasite et le type d'élevage

Une association ($p = 0,02$) semble exister entre la charge parasitaire en strongles indifférenciés et le type d'élevage (annexe 6.1). En effet, parmi les élevages mono-espèce, 76,4 % (149/195) des individus ont une charge strictement inférieure à 200 opg alors que parmi les

élevages poly-espèces, 90,9 % (60/66) des camélidés testés sont dans ce cas. Parmi les élevages mono-espèce, 15,9 % (31/195) des animaux ont entre 200 et 500 opg et 7,7 % (15/195) des individus ont strictement plus de 500 opg alors que ces pourcentages sont respectivement de seulement 3 % (2/66) et 6 % (4/66) parmi les élevages poly-espèces. Dans les élevages mono-espèces, il y a moins d'individus faiblement parasités (< 200 opg) et une majorité d'individus plus fortement parasités (≥ 200 opg) que dans les élevages poly-espèces.

Aucune association n'a été mise en évidence entre la charge parasitaire de *Nematodirus* sp. et le type d'élevage ($p = 0,19$) (annexe 6.2), de même pour *Trichuris* sp. ($p = 0,68$) (annexe 6.3).

c) Association entre la charge d'un parasite et l'âge des animaux

Pour chaque parasite et pour chaque charge parasitaire, la médiane de l'âge des animaux a été calculée et le test de Kruskal-Willis a permis de tester l'association.

Une association ($p = 0,019$) semble exister entre la charge en strongles indifférenciés et l'âge des animaux (annexe 7.1). En effet, nous remarquons que les animaux âgés ont une charge parasitaire plus élevée. La médiane de l'âge des animaux ayant strictement plus de 500 opg de strongles indifférenciés est de 114 mois soit 9 ans et demi.

Aucune association n'a été mise en évidence entre la charge parasitaire en *Nematodirus* sp. et l'âge des animaux (annexe 7.2).

Une association ($p = 0,011$) semble également exister entre la charge parasitaire en *Trichuris* sp. et l'âge des animaux (annexe 7.3). En effet, les animaux plus âgés ont de nouveau une charge parasitaire plus élevée. La médiane de l'âge des animaux ayant strictement plus de 500 opg est de 94,5 mois soit presque 8 ans.

En conclusion de cette partie, nous supposons plusieurs associations.

Les lamas semblent plus parasités que les alpagas notamment par des strongles indifférenciés voire par *Nematodirus* sp..

La charge parasitaire en nématodes et plus particulièrement en strongles indifférenciés et le type d'élevage semble associés. En effet, les élevages mono-espèce paraissent héberger un plus faible nombre d'individus faiblement atteints (≤ 200 opg) et plus d'animaux atteints avec au minimum 200 opg de strongles indifférenciés.

Enfin la charge parasitaire et l'âge semblent être associés pour les strongles indifférenciés et pour *Trichuris* sp. Ce sont, en effet, des animaux plus âgés (médiane de 9 ans et demi et de 8 ans respectivement) qui présentent plus de 500 opg.

3.5 La gale : statistiques descriptives

Sept élevages ont participé à l'étude concernant le parasitisme externe des alpagas et des lamas. Dans ces élevages, seuls les animaux avec des lésions cutanées ont été prélevés. Le tableau 15 ci-dessous récapitule les élevages dans lesquels des animaux ayant des lésions cutanées ont eu un raclage.

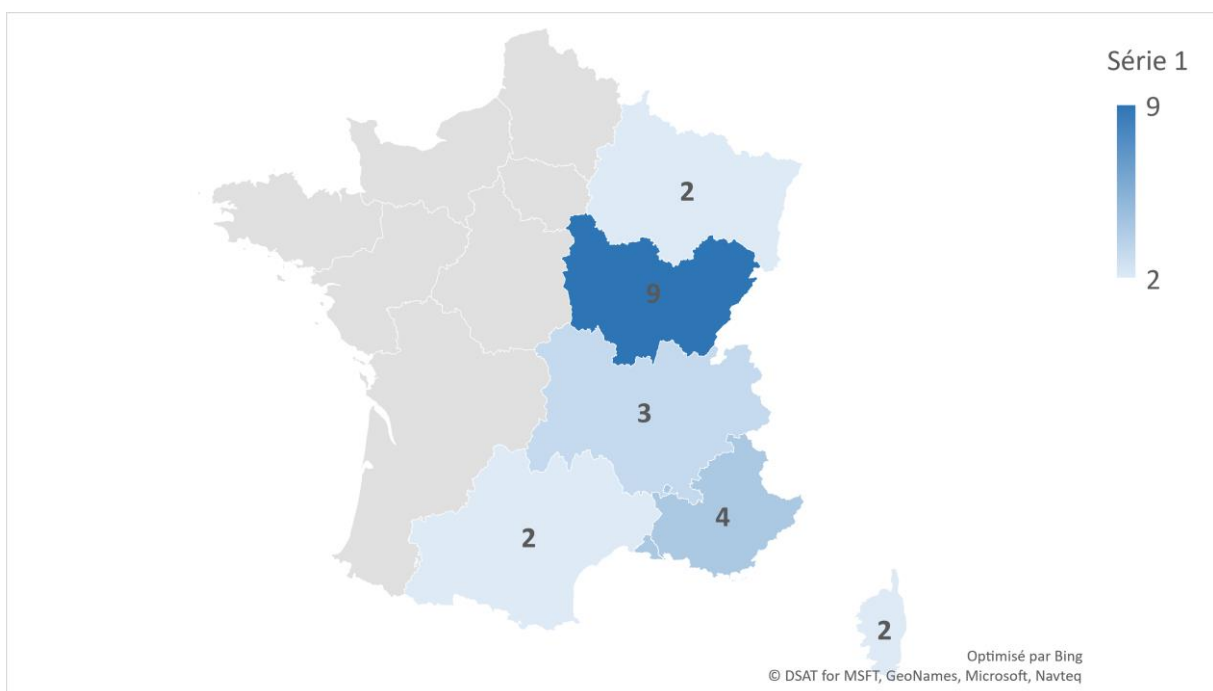
Tableau 15 : nombre d'animaux par élevage et pourcentage d'animaux ayant eu un raclage cutané

Élevage	Nombre d'alpagas	Nombre de lamas	Nombre total d'animaux	Nombre d'alpagas prélevés	Nombre de lamas prélevés	Nombre total d'animaux prélevés	% d'animaux prélevés
1	70	10	80	9	0	9	11,3%
2	2	9	11	0	2	2	18,2%
3	10	2	12	3	0	3	25%
4	12	1	13	1	0	1	7,7%
5	20	2	22	2	0	2	9,1%
6	10	9	19	3	0	3	15,8%
7	0	5	5	0	2	2	40%
Total	124	38	162	18	4	22	

Le pourcentage d'animaux prélevé par élevage est au maximum de 40 %, ce qui est faible par rapport à l'analyse coproscopique. Pour cette étude, seuls les animaux cliniques sont prélevés.

Nous étudions la répartition géographique des animaux analysés (figure 30).

Figure 30 : nombre d'animaux ayant eu un raclage cutané par région



Nous remarquons que comme pour les coproscopies la majorité des animaux analysés sont situés dans l'est de la France.

Neuf de ces animaux vivent en montagne et les autres en plaine. Le but de ces élevages est très diversifié, mais les principaux sont la reproduction, la laine et les activités de loisir telles que le tourisme ou les fermes pédagogiques. Dans tous ces élevages, les alpagas et lamas sont élevés avec d'autres animaux qui peuvent être selon les cas des bovins, des caprins, des ovins entre autres. Ces petits camélidés vivent à l'extérieur avec un libre accès à un abri.

Ces 22 animaux ont présenté des lésions cutanées qui ont été remarquées par le propriétaire. Ils ont déjà été vus par un vétérinaire et dans 50 % des cas, la suspicion a toujours été une gale. Seulement deux animaux ont eu des raclages cutanés par leur vétérinaire traitant afin d'avoir une confirmation de l'hypothèse. Un seul animal a été confirmé comme souffrant de gale. Les traitements mis en place sont le plus souvent : l'ivermectine (Ivomec®), la doramectine (Dectomax®), le dimpylate (Dimpygal®), la phoxime (Sarnacuran®) avec des posologies mal connues car aucun de ces produits n'a d'AMM pour les petits camélidés.

3.6 La gale : statistiques analytiques

Nous utilisons une classification semi quantitative pour les agents de la gale (tableau 16).

Tableau 16 : classification semi-quantitative utilisée pour les agents de la gale

Signe utilisé	Observations sur les agents des gales
-	Aucun
+	Moins de 10 (morts ou vivants)
++	Plus de 10 (tous morts)
+++	Plus de 10 (certains vivants ou tous vivants)

Un seul type de parasite a été observé et ce parasite était *Chorioptes* sp.. Son identification a été confirmée par analyse ADN (thèse à paraître pour le doctorat Vétérinaire de Delphine Runel, 2018). Des parasites vivants et morts ont été observés chez certains animaux. D'après les 22 prélèvements analysés, quatre animaux présentaient des agents de la gale (*Chorioptes bovis*). Ces quatre animaux viennent du même élevage et l'un d'eux avait déjà été diagnostiqué comme atteint de la gale par un raclage cutané fait par le vétérinaire traitant. Cet animal avait été traité avec du phoxime (Sarnacuran®) mais nous ne savons pas à quelle fréquence ni à quelle posologie. Les autres animaux n'avaient pas fait l'objet de raclages cutanés et n'ont pas été traités. Ces petits camélidés présentaient selon le propriétaire des croûtes au niveau des onglons et des plis axillaires. Pour ces quatre animaux nous avons observé plus de dix agents de la gale avec une partie ou la totalité des parasites vivants (+++). Dans tous les autres raclages cutanés aucun acarien n'a été observé (-).

4 **Discussion**

4.1 **Population et échantillonnage**

Notre échantillon de base ne regroupait pas de manière exhaustive tous les petits camélidés de France mais seulement les élevages de petits camélidés adhérents de l'AFLA. Parmi les membres de l'AFLA les éleveurs ont participé à l'étude sur la base du volontariat.

4.1.1 **Parasitisme interne**

Nous pouvons penser que les éleveurs qui ont participé à l'étude sont des éleveurs plus sensibilisés aux problèmes de parasitisme interne chez les petits camélidés et qui contrôlent ce parasitisme. Cette étude sous-estime peut-être le pourcentage d'animaux parasités. La moitié orientale de la France est surreprésentée dans notre échantillon (81 % des élevages) alors que seuls 61 % des exploitations de l'AFLA sont répertoriées dans cette zone. Il est possible que ce biais soit dû au fait que notre projet ait été présenté lors d'une réunion à Lyon en janvier 2017 et ait davantage touché les éleveurs situés à proximité ou plus largement dans l'est de la France. De plus, le choix des animaux prélevés par élevage a été fait par les éleveurs. Nous pouvons penser que les éleveurs ont prélevé en priorité les animaux en mauvais état général afin de savoir si la cause pouvait être parasitaire. Cependant, presque 60 % des élevages ont prélevé la totalité de leurs animaux. Chez les 40 % restants la population parasitaire a pu être surestimée.

4.1.2 **Parasitisme externe**

En ce qui concerne les problèmes de parasitisme externe, il est probable que les éleveurs qui ont participé à l'étude avaient des animaux présentant des problèmes de peau. En effet, lors des premiers contacts avec les éleveurs, nous nous sommes rendus compte qu'ils étaient réticents à la réalisation de raclages cutanés sur des animaux sains en nous expliquant que c'était un geste stressant pour l'animal. La totalité des animaux qui ont été prélevés avait des symptômes cutanés c'est pourquoi nous n'avons pas donné, dans la partie résultat, de pourcentage d'animaux atteint.

4.2 **Méthode de prélèvement et d'acheminement des prélèvements**

Les prélèvements ont tous été réalisés par les éleveurs selon nos indications écrites et illustrées sous forme d'une vidéo.

Les prélèvements de fèces ont bien été réalisés. En effet, ils n'étaient pas contaminés par des matières organiques pouvant indiquer un ramassage des fèces au sol. Un éleveur nous a indiqué ne pas avoir prélevé directement les fèces dans le rectum de deux de ces animaux mais ce dernier a attendu que ses animaux défèquent pour ramasser les fèces en évitant de prendre celles ayant été en contact avec le sol. La majorité des éleveurs de l'étude avait déjà réalisé des ramassages de fèces pour des coproscopies. De plus, ces prélèvements ont été réalisés en majorité au printemps, période la plus propice à l'excrétion des œufs de strongles.

En ce qui concerne les raclages cutanés, la méthode de prélèvement est assez délicate puisqu'il faut aller racler des zones dépilées telles que les plis axillaires et inguinaux nécessitant de coucher les animaux. Il faut en moyenne trois personnes pour coucher un petit camélidé et réaliser en même temps le raclage cutané. Les éleveurs de notre étude ne disposaient

certainement pas tous de cette main d'œuvre. De plus, le raclage doit être effectué jusqu'à la rosée sanguine ce qui n'est pas toujours évident car ceci peut être douloureux pour l'animal.

Nous ne savons pas si les prélèvements ont bien été mis au réfrigérateur en attendant leurs envois. De plus, durant le transport de durée variable, les prélèvements étaient conservés à température ambiante.

4.3 Méthode d'analyse des prélèvements

Nous étions deux personnes à analyser les fèces et j'étais seule pour analyser les raclages cutanés. Afin d'avoir exactement la même technique d'analyse, nous avons réalisé les premières analyses de fèces ensemble selon les indications d'un autre expérimentateur compétent qui effectue en temps normal les analyses coproscopiques du Biopôle Alfort. De même pour l'analyse des raclages cutanés, j'ai été supervisée par ma directrice de thèse.

4.4 Les résultats

4.4.1 Résultats sur les parasites internes

Les résultats par animaux ont été obtenus sur un prélèvement de fèces et sont donc représentatif d'un moment donné. Il aurait été intéressant de prélever de nouveau ces animaux à la fin de l'été 2017.

Les renseignements sur les données épidémiologiques et d'identification des animaux ont été demandés via la fiche de renseignement (une par animal) envoyée dans le colis. Certaines de ces variables étaient trop disparates pour pouvoir les analyser de façon croisée et certaines informations sont restées sans réponse malgré des relances auprès des éleveurs. Nous n'avons ainsi pas réussi à connaître l'âge de sept animaux.

a) L'analyse quantitative

Grâce à la méthode de flottation, nous avons identifié trois genres de parasites et les avons quantifiés dans chaque prélèvement. Nous avons décidé de nous arrêter à la lecture de la lame de Mac Master pour la quantification. Nous aurions pu en l'absence d'œufs sur la lame de Mac Master vérifier la quantité d'œufs sur la lamelle afin de préciser la charge parasitaire. Nous ne l'avons pas fait car en l'absence d'œufs sur la lame de Mac Master nous pouvons affirmer que la charge parasitaire est inférieure à 100 opg, ce qui est une information suffisante pour savoir qu'il n'est pas utile de traiter l'animal. Nous avons préféré investir notre temps dans la réalisation minutieuse de la lecture des lames de Mac Master. De plus, nous pouvions parfois recevoir jusqu'à 50 prélèvements en même temps à analyser dans les huit jours et ne pouvions tenir ces délais qu'en réalisant la lecture de la lame de Mac Master. Nous avons cependant pour chaque prélèvement préparé la lamelle afin de pouvoir la regarder en cas de doute sur l'identification d'un parasite.

Nous avons défini des niveaux de parasitisme en fonction du parasite et de la quantité d'opg. Pour les strongles, une étude chez les bovins définit un niveau d'infestation comme faible s'il est strictement en dessous de 200 opg, comme modéré entre 200 et 700 opg et comme élevé au-dessus de 700 opg (Chaparro *et al.*, 2016). Chez les chameaux, le niveau d'infestation est considéré comme faible entre 50 et 799 opg, modéré de 800 à 1200 opg et élevée au-dessus

de 1200 opg (Magan *et al.*, 2017). Les mêmes intervalles sont décrits chez les ruminants pour les nématodes gastro-intestinaux (Belina *et al.*, 2017). Il n'existe pas de consensus chez les petits camélidés. Sur les alpagas une étude parle d'une infestation faible par les strongles pour des valeurs strictement inférieures à 300 opg, modérée entre 300 et 500 opg et élevée au-dessus de 500 opg (Beltran-Saavedra L. *et al.*, 2014). Une seule étude montre qu'une charge parasitaire strictement en dessous de 200 opg n'est pas associée à une pathologie chez les alpagas (Rojas *et al.*, 1993). Pour les strongles indifférenciés et pour *Trichuris* sp., nous avons donc choisi de faire trois catégories : < 200 opg, [200;500] opg et > 500 opg. Pour *Nematodirus* sp. des charges de 100-1200 opg sont décrites comme étant légères à modérées chez les lamas (Abdouslam *et al.*, 2003), nous avons donc décrit trois catégories : < 200 opg et [200;1200] et > 1200. Aucun individu n'avait plus de 1200 opg dans notre échantillon, l'individu le plus parasité par *Nematodirus* sp. présentait 550 opg.

Lors de l'analyse quantitative, nous avons mis en évidence pour chaque genre de parasites un pourcentage élevé d'animaux ayant une charge parasitaire faible (< 200 opg). Ces résultats sont à nuancer. En effet, comme expliqué dans la partie 4.4.1, les éleveurs ayant participé à l'étude sont certainement des éleveurs avertis et donc ces pourcentages sont certainement sous-estimés. Ces résultats sont cohérents avec le mode de vie des petits camélidés, en effet, ces animaux défèquent toujours au même endroit appelé aire de défécation. De plus s'ils disposent d'un terrain suffisant, ils n'iront jamais brouter près de l'aire de défécation.

Nous avons également étudié les pourcentages d'animaux parasités en intra troupeau. Le pourcentage d'animaux prélevés par élevage n'est pas toujours le même, il est donc difficile de comparer le parasitisme de chaque élevage. Si nous étudions les élevages dans lesquels tous les animaux ont été prélevés (13 élevages sur 22), nous remarquons que pour *Nematodirus* sp. et *Trichuris* sp., une majorité d'animaux ont une charge parasitaire très faible (< 200 opg). En ce qui concerne les strongles indifférenciés, trois élevages sur 13 (élevage 8, 9 et 11) ont plus de 50 % de leurs animaux avec au moins 200 opg de strongles indifférenciés. Cette prévalence intra troupeau relativement élevée est certainement due à une transmission du parasite entre les animaux. Pour les élevages dans lesquels une partie des animaux a été prélevée, les pourcentages intra troupeau sont certainement surestimés. En effet, les éleveurs ont dû prélever les animaux en moins bon état général afin de savoir si le parasitisme est la cause de leur état.

b) Analyse épidémiologique

Il faut savoir que nous travaillons avec des animaux qui présentent de faibles charges parasitaires. Ceci complique l'observation d'une probable association entre les charges parasitaires et les variables analysées. Les animaux ont des charges plus élevées en strongles indifférenciés que pour *Nematodirus* sp. ou *Trichuris* sp..

Nous avons constaté que les lamas semblent plus parasités que les alpagas notamment par les strongles indifférenciés. Sachant que les alpagas sont plus difficiles à trouver et plus chers que les lamas en France, nous pensons que les éleveurs d'alpagas sont peut-être plus attentifs aux soins de leurs animaux. Nous avons également cherché à savoir si cette différence pouvait être due à la vermifugation. Nous avons donc regardé si les lamas étaient moins vermifugés que les alpagas (annexe 10). Il semble exister une association ($p = 0,025$) entre l'espèce et le fait que l'animal ait été vermifugé dans les six mois précédant l'analyse. En effet 84 % (93/111) des alpagas ont été vermifugés dans les six mois précédant l'analyse contre 72 % (108/150) des lamas. Cette explication est tout de même à nuancer car nous n'avons pas mis

en évidence de lien entre la charge parasitaire et le fait que l'animal ait été vermifugé dans les six mois précédant l'analyse. De plus, nous avons également regardé si les lamas étaient plus âgés que les alpagas car nous avons vu que les animaux plus âgés ont une charge parasitaire plus élevée en strongles indifférenciés (annexe 11). Il ne semble pas exister d'association ($p = 0,35$) entre l'âge et l'espèce.

Nous avons constaté que les élevages mono-espèce semblent contenir plus d'animaux ayant au minimum 200 opg de strongles indifférenciés que les élevages poly-espèces. Nous allons voir si ce résultat est lié à l'espèce car nous avons vu que les lamas semblent plus parasités en strongles indifférenciés que les alpagas. Le tableau (annexe 12) représente la répartition des lamas et des alpagas en fonction du type d'élevage. Il semble exister une association ($p = 6,6 \cdot 10^{-18}$) entre le type d'élevage et l'espèce. En effet, parmi tous les animaux vivants au sein d'un élevage mono-espèce 73 % (142/195) sont des lamas ; par contre, parmi tous les animaux vivants au sein d'un élevage poly-espèces 87,9 % (58/66) sont des alpagas. Il semble donc y avoir une majorité de lamas dans les élevages mono-espèce. Comme cette espèce apparaît plus parasitée par des strongles indifférenciés que les alpagas nous avons obtenu comme résultat que les élevages mono-espèce hébergeraient davantage d'animaux ayant au minimum 200 opg de strongles indifférenciés. En réalité ce résultat est probablement dû à la répartition des animaux dans les différents élevages et ne suggère pas forcément une association entre charge parasitaire et type d'élevage.

Enfin, nous avons vu que la charge parasitaire semble être associée à l'âge pour les strongles indifférenciés et *Trichuris* sp.. En effet, les animaux plus âgés présentent une charge parasitaire supérieure. Ceci peut s'expliquer par le fait que les animaux plus âgés sont plus immunodéprimés que les autres. De plus, un animal âgé est un animal plus faible qui va peut-être avoir un accès moins facile au pâturage et qui pourra être contraint à pâturer près de zones de défécation ce qui faciliterait son infestation.

Par contre, nous n'avons pas trouvé d'association entre l'âge et la charge parasitaire en *Nematodirus* sp. alors que dans la littérature certains auteurs ont montré un parasitisme lié à ce nématode plus élevé chez les jeunes individus. Ce résultat n'est peut-être pas retrouvé dans notre étude à cause des charges parasitaires faibles.

Nous n'avons pas trouvé d'association entre la charge parasitaire et le fait que les animaux soient vermifugés dans les six mois précédant l'analyse. Ce résultat peut paraître surprenant mais nous pouvons le concevoir car il n'existe en réalité aucun vermifuge possédant une AMM chez les petits camélidés. Nous ne connaissons pas la dose nécessaire chez ces espèces et nous savons que les traitements en pour-on ne fonctionnent pas bien sur la laine des petits camélidés. De plus, la majorité des animaux de notre échantillon ont une charge parasitaire faible ; il est par conséquent plus difficile de mettre en évidence une association. Nous pouvons nuancer ce résultat car 84 % (93/111) des alpagas ont été vermifugés dans les six mois précédant l'analyse contre 72 % (108/150) des lamas ce qui est cohérent avec le fait que les premiers soient moins parasités que les seconds. De plus, nous avons regardé la répartition entre l'âge et le fait que les animaux aient été traités pour savoir si une tranche d'âge était plus traitée qu'une autre (annexe 13). Il n'y a pas d'association ($p = 0,82$) entre la vermifugation et l'âge des animaux. En effet, dans chaque tranche d'âge, le pourcentage d'animaux vermifugés oscille entre 72,4 % (21/29) et 80,4 % (41/51).

En conclusion, nous avons une majorité d'animaux (62,5 %) qui ont une charge parasitaire faible (< 100 opg). Ce résultat vient compléter celui de l'étude menée en France au printemps 2007 sur 36 individus qui montrait que 39 % des animaux étaient dans le même cas (moins de cinq éléments parasites pour cinq grammes de fèces). Cependant l'analyse quantitative n'était pas identique : le comptage des œufs se faisait sur une lame classique et non sur une lame de MacMaster. Lors de l'étude bibliographique (partie 2.2) nous avons vu que les nématodes les plus fréquemment retrouvés sont *Nematodirus* sp. et *Trichuris* sp. ce qui est en accord avec les nématodes que nous avons observés. Au Pérou en 2014, une étude a montré que 68,6 % des animaux présentaient une charge parasitaire faible en helminthes. En termes de pourcentage notre étude montre des résultats similaires, les parasites retrouvés lors de l'étude péruvienne appartiennent aux genres *Trichuris* sp., *Capillaria* sp., *Lamanema* sp., *Cooperia* sp., *Ostertagia* sp., *Trichostrongylus* sp., *Oesophagostomum* sp., *Bunostomum* sp. et *Nematodirus* sp. (Perez R. *et al.*, 2014). Nous pouvons également comparer les résultats de notre étude à ceux d'autres pays d'Europe. Une étude menée en Suisse a montré que 5,9 % des animaux ont plus de 500 opg de strongles indifférenciés dans leur fèces et dans notre étude nous en avons trouvé 7,3 % ce qui est assez cohérent (Burri *et al.*, 2005).

En ce qui concerne les associations entre charges parasitaires et variables, deux études menées au Pérou en 2014 (Beltran-Saavedra L. *et al.*, 2014 ; Perez R. *et al.*, 2014) montraient une absence d'association entre la charge parasitaire et le sexe comme dans notre étude. Par contre, Perez R. *et al.* (2014) suggéraient une association entre la charge parasitaire en helminthes et l'âge, les animaux les plus jeunes étant plus parasités ou excréant plus de parasites. Nous n'avons pas retrouvé ce résultat mais elle ne comptait que 29 animaux de moins de 1,5 ans soit 11 % (29/261) de notre échantillon. Nous avons trouvé que 45 % (13/29) des animaux de moins de 1,5 ans étaient négatifs (annexe 14).

4.4.2 Résultats sur la gale

Malgré le matériel pédagogique proposé aux éleveurs pour la réalisation des prélèvements cutanés, nous avons reçu de nombreux raclages qui semblaient ne pas être fait jusqu'à la rosée sanguine. Dans ce sens, les résultats présentés sont à nuancer au vu du risque de faux négatifs dus à la méthode de prélèvement. Un raclage trop superficiel ne permet pas la récupération des acariens qui se trouvent dans les galeries creusées dans la peau. Même lorsque le raclage a été réalisé correctement nous pouvons trouver un résultat négatif alors que l'animal est atteint. Nous avons pu en effet recevoir des raclages cutanés effectués dans une zone où aucun agent de gale n'était présent.

Maintenant que nous avons parlé de la prévalence des parasites internes (nématodes digestifs) et des parasites externes (agents des gales) au Pérou (étude bibliographique) et en France (deuxième partie) nous savons que la pathologie ayant le plus de conséquences sanitaires et économiques est la gale au Pérou. Nous avons donc effectué un essai thérapeutique sur la gale des alpagas du Pérou.

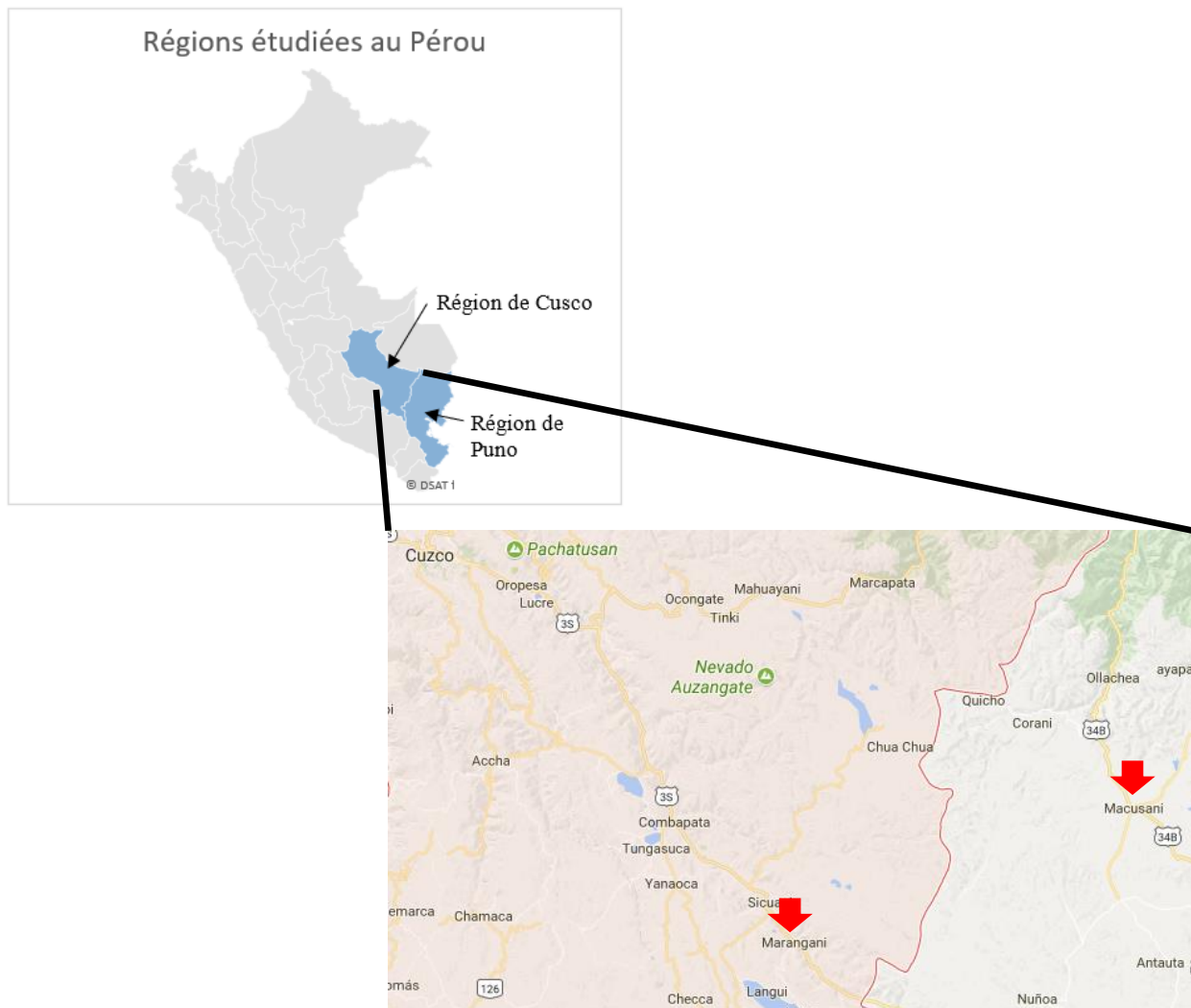
**TROISIÈME PARTIE : ESSAI THÉRAPEUTIQUE SUR
LA GALE DES ALPAGAS DU SUD DU PEROU**

1 Population et échantillonnage

Comme nous l'avons vu dans la partie bibliographique, la gale est un problème majeur chez les alpagas du sud du Pérou. Cette affection a en effet de nombreuses conséquences. Tout d'abord, ces animaux sont utilisés pour leur laine dont la fibre se détériore lorsque l'animal est atteint de gale. La moins bonne qualité qui en résulte va provoquer chez les animaux une thermolyse excessive par temps froid, une perte d'appétit, une baisse immunitaire et fragiliser les animaux. Enfin, il faut rappeler que la gale est également une zoonose et peut causer des lésions chez l'homme.

Nous sommes allés travailler dans la région du sud du Pérou, dans les départements de Puno et de Cusco, lesquels détiennent une grande partie du cheptel d'alpagas du Pérou, Cusco compte 457 000 alpagas (Perez R. *et al.*, 2014). Notre point de rattachement était l'Institut Vétérinaire de recherche Tropicale et en Altitude (IVITA) de Marangani qui est associé à la faculté de médecine vétérinaire de l'université San Marcos (Universidad Nacional Major de San Marcos : UNMSM) à Lima. Nous avons travaillé sur des animaux pâturant dans un rayon de 10 km au sud de Marangani et nous sommes également allés voir un troupeau près de Macusani (figure 31).

Figure 31 : localisation géographique des animaux de notre échantillon



Nous avons travaillé sur des animaux présentant des signes cliniques de gale, tels que de l'érythème, des croûtes et un épaissement de la peau. Sur la figure 32, nous voyons une lésion typique de gale avec des croûtes dans le pli inguinal gauche d'un alpaga. Nous avons cherché à travailler sur un maximum d'animaux. Près de Marangani, peu d'animaux étaient atteints de gale au sein des troupeaux. Nous n'en avons trouvé que six provenant de trois troupeaux différents (deux animaux dans chaque troupeau). Près de Macusani, nous avons travaillé sur 15 animaux issu du même troupeau.

Figure 32 : lésion de gale dans le pli inguinal gauche d'un alpaga
(photographie personnelle prise près de Marangani)



Les conditions d'élevage de ces animaux sont totalement différentes de celles en France. L'altitude moyenne au niveau de Marangani est de 3700 m et celle près de Macusani est de 4300 m. Les régions de Puno et de Cusco sont en effet situées au niveau de la cordillère des Andes. Le climat annuel (figure 33 et 34) est divisé en deux saisons : une saison sèche et une saison humide. La saison sèche s'étend du mois de mai au mois de novembre, la température est de 15 à 20°C en moyenne la journée et descend en-dessous de 0°C la nuit. La température peut énormément varier au cours de la journée, en effet, selon le vent, l'ensoleillement (intensité et exposition) et l'altitude la chaleur ressentie varie beaucoup. Dans la région de Puno, où se situe Macusani, de grandes vagues de froid peuvent survenir au mois de juillet et d'août durant lesquelles les températures peuvent descendre jusqu'à -5 voire -10°C. La saison des pluies s'étend du mois de décembre au mois d'avril et les températures varient de 19 à 25°C avec des nuits un peu plus fraîches.

Figure 33 : températures et précipitations moyennes à Cusco

(<https://www.guide-voyage-perou.com/climats-au-perou>)

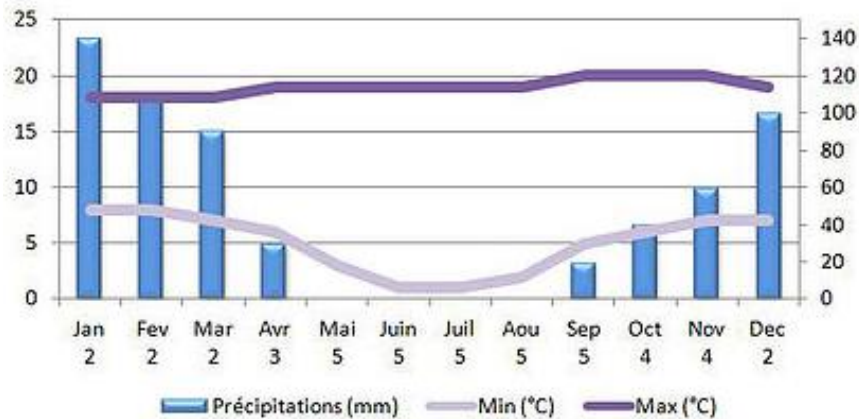
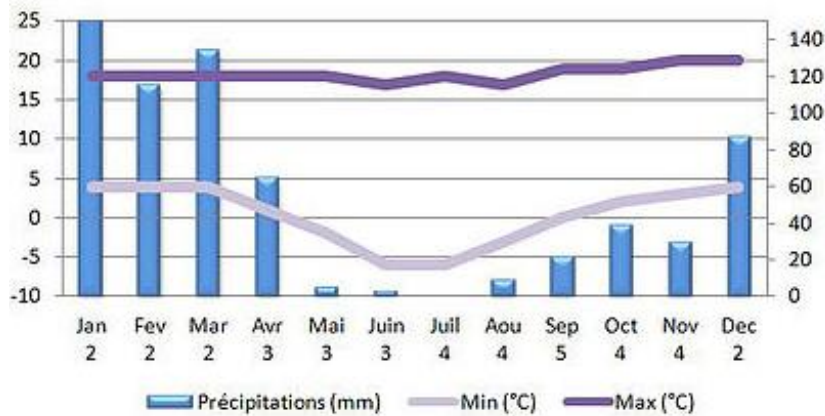


Figure 34 : températures et précipitations moyennes à Puno

(<https://www.guide-voyage-perou.com/climats-au-perou>)



L'étude a été menée durant le mois de juillet 2016, soit pendant la saison sèche et sur des troupeaux qui étaient uniquement constitués d'alpagas. Le troupeau est gardé dans un enclos non couvert la nuit, lequel se situe près de la maison de l'éleveur, afin que ce dernier puisse assurer une surveillance minimale. Sur la figure 35, une partie des alpagas est dans l'enclos et la maison de l'éleveur est située en haut à droite de la photographie. Nous avons prélevé le troupeau le matin avant qu'il parte vers les zones de pâturages. Dès le matin, vers sept heures, l'éleveur libère son troupeau et part avec lui afin de chercher des pâturages. Il est parfois nécessaire de monter plus haut en altitude. L'éleveur guide son troupeau à la voix et éventuellement à l'aide de lassos. Le retour à l'enclos se fait vers 17h.

Figure 35 : troupeau d'alpagas dans l'enclos
(photographie personnelle prise près de Marangani)



2 Essai expérimental

2.1 Molécules utilisées (données par Boehringer Ingelheim Animal Health - Lénaïg Halos)

Nous avons décidé de comparer chez les alpagas l'efficacité de deux molécules endectocides : l'ivermectine et l'afoxolaner.

L'ivermectine est utilisée en France contre la gale sarcoptique. Elle possède une AMM pour son utilisation chez plusieurs espèces animales et comme nous l'avons vu dans l'étude bibliographique, elle est parfois utilisée dans le contrôle de la gale sarcoptique chez les petits camélidés.

L'afoxolaner est un antiparasitaire pour les chiens (Nexgard® du laboratoire Merial). En plus de son utilisation contre les puces et les tiques décrite dans l'AMM (annexe 15), l'afoxolaner a montré son efficacité dans une étude datant de 2016. Cette étude comprenait 20 chiens atteints de gale (*Sarcoptes scabiei* var. *canis*) répartis en dix animaux traités et dix non traités. Le traitement consistait en l'administration orale d'afoxolaner à la dose de 2,5 mg/kg aux jours 0 et 28. Le suivi a été fait aux jours 0, 28 et 56 par la réalisation de raclages cutanés et l'attribution d'une note d'état clinique. Les chiens traités ont présenté significativement ($p < 0,001$) moins d'acariens que les témoins aux jours 28 et 56, puisqu'aucun sarcopte n'a été retrouvé sur ces chiens (efficacité de 100 % sur la base du comptage d'acariens). En ce qui concerne les scores cliniques, les animaux traités présentaient des scores cliniques significativement inférieurs ($p < 0,05$) au jour 56 par rapport au jour 0 (Beugnet *et al.*, 2016).

Des études scientifiques rendent compte de l'apparition d'une résistance aux traitements à l'ivermectine chez l'homme et chez l'animal. Il en est ainsi en France, où une résistance des agents de la gale humaine à cette molécule a été observée. Les causes de cet échec thérapeutique sont l'absence de second traitement entre le jour 7 et 14 et l'insuffisance d'efficacité de

l'ivermectine en elle-même du fait de l'apparition de résistances chez les sarcoptes (De Sainte Marie *et al.*, 2016). Une autre étude en 2016, menée sur des porcs, a montré une efficacité réduite d'une dose orale d'ivermectine de 0,2 mg/kg répétée une fois à dix jours d'intervalle (Bernigaud *et al.*, 2016). Par ailleurs, l'utilisation d'ivermectine sur la gale des alpagas demeure assez controversée chez les éleveurs au Pérou. En effet, ces derniers pensent que l'ivermectine épaissit la fibre de l'alpaga ce qui réduirait son prix de vente. Cette croyance nous a été confirmée sur place lors de notre séjour. Pour ces raisons, nous avons choisi de comparer les traitements à base d'afoxolaner et d'ivermectine.

Nous rappelons que le mécanisme d'action de l'ivermectine est décrit dans la partie 3.1.2.a de l'étude bibliographique. L'afoxolaner est un insecticide et un acaricide appartenant à la famille des isoxazolines. Il agit au niveau des canaux chlorures ligand-dépendants, en particulier ceux faisant intervenir le neurotransmetteur GABA, bloquant ainsi le transfert pré- et post-synaptique des ions chlorures à travers les membranes cellulaires. Ceci provoque une activité incontrôlée du système nerveux central des insectes ou des acariens et leur mort. La toxicité sélective de l'afoxolaner chez les insectes/acariens mais pas chez les mammifères peut être liée à la sensibilité différentielle des récepteurs GABA des premiers par rapport aux récepteurs des seconds. En ce qui concerne la pharmacocinétique de ces deux produits, pour une dose classique de 0,2 mg/kg d'ivermectine en injection sous-cutanée chez un bovin, le pic plasmatique de 56 ng/mL est atteint au bout de 55 h. La demi-vie d'élimination est de 126 h (MedVet, s. d.). L'afoxolaner présente une absorption systémique élevée après l'administration orale chez le chien. Sa biodisponibilité absolue est de 74 %. La concentration maximale moyenne (C_{max}) est de 1,655 +/- 332 ng/mL dans le plasma deux à quatre heures (T_{max}) après l'administration d'une dose de 2,5 mg/kg d'afoxolaner. Chez les chiens, la demi-vie plasmatique terminale est approximativement de deux semaines, cependant, la demi-vie de l'afoxolaner peut différer selon les races (MedVet, s. d.). Nous avons donc deux produits dont la pharmacocinétique n'est pas connue chez les petits camélidés. Si nous comparons les pharmacocinétiques de ces deux produits chez les espèces bénéficiant d'une l'AMM, nous obtenons des pharmacocinétiques différentes avec une concentration, un pic plasmatique et une demi-vie différente.

Chez les chiens l'afoxolaner est présent sous forme de comprimés à administrer par voie orale (Nexgard®, laboratoire Merial) (annexe 15). Nous avons également utilisé du Nexgard Spectra® composé d'afoxolaner et de milbémycine oxime dont les indications d'utilisation sont décrites en annexe 15. Cette combinaison d'un traitement anti parasitaire externe et interne va nous permettre de voir si l'animal guérit plus facilement de la gale.

2.2 Animaux traités

Le protocole original inclut la constitution de quatre groupes d'animaux (un groupe témoin composé d'animaux non traités, un groupe traité à l'ivermectine, un groupe traité à l'afoxalaner, et un à l'afoxolaner combiné à la milbémycine oxime). Cependant, notre intention d'établir ce protocole a dû s'adapter sur place à la disponibilité et à la proximité des animaux atteints de gale. Nous avons pu identifier et recruter des animaux atteints de gale chez trois éleveurs près de Marangani avec chacun deux animaux atteints de gale, soit six animaux près de Marangani (à 10 km d'IVITA) et chez un éleveur près de Macusani avec 15 animaux atteints de gale (à 100 km d'IVITA). Nous avons aussi dû éliminer le groupe témoin car les éleveurs ne comprenaient pas les raisons pour lesquelles nous ne voulions pas traiter des animaux atteints

de la gale. Nous nous sommes donc basés sur le groupe traité à l'ivermectine comme groupe contrôle.

Dans chacun des lieux (Marangani et Macusani), nous avons trois lots d'animaux selon le traitement donné. Les traitements donnés sont détaillés ci-dessous :





- ivermectine : en injection sous-cutanée à la dose de 0,4 mg/kg (suspension 1 %) ;
- afoxolaner : *per os* à la dose de 2,5 mg/kg (comprimés de Nexgard®) ;
- afoxolaner + milbémycine oxime : *per os* à la dose de 2,5 mg/kg d'afoxolaner et à la dose de 0,5 mg/kg de milbémycine oxime (comprimés de Nexgard Spectra®).

2.3 Protocole

Au jour 0 (J0), les informations relatives aux animaux présentant des lésions de gale sont prises : âge, sexe, poids et état général. Ces animaux sont pris en photo afin de suivre l'évolution des lésions. En complément un score clinique est attribué à l'animal qui ne dépend pas du nombre de lésions sur l'animal mais est basé sur l'aspect clinique de la lésion la plus sévère selon plusieurs critères (tableau 17) dont le prurit est exclu car difficile à observer. En effet, nous ne pouvons évaluer ce signe les jours où nous allons voir les animaux, car ces derniers sont trop stressés par notre présence et ne présentent alors aucun signe de prurit. Plus le score est élevé, plus les lésions sont sévères.

Tableau 17 : scores cliniques

(photographies personnelles prises sur les troupeaux d'alpagas près de Marangani et de Macusani)

Score	Définition	Exemple en photographie
0	Peau saine : absence de lésions et d'érythème	
1	Peau épaissie avec de l'érythème et la présence de squames en petit nombre	
2	Présence de croûtes peu épaisses ou lésions en rémissions : présence de croûtes qui tombent avec une peau saine en dessous	
3	Présence de croûtes épaisses et dures bien attachées à la peau	

La distinction entre le score 2 et le score 3 est difficile à faire uniquement sur la base d'une photographie. Elle se fait en palpant la lésion : si les croûtes se détachent facilement sans saignements avec une peau saine en dessous, c'est un signe de début de guérison de la lésion.

Après l'attribution du score clinique, un voire plusieurs raclages cutanés sont effectués sur les zones ayant des lésions. Il faut être deux personnes pour maintenir l'animal et une personne pour la réalisation des prélèvements. Les animaux sont couchés sur le flanc et maintenus par les pattes, le cou est plaqué au sol afin d'empêcher l'animal de se relever (figure 36).

Figure 36 : méthode de contention pour la réalisation d'un raclage cutané
(photographie personnelle prise dans un troupeau près de Marangani)



Le raclage est effectué avec une lame de scalpel, la peau est raclée jusqu'à la rosée sanguine et le matériel récupéré est mis dans un tube eppendorf. Chaque animal dispose d'un numéro qui est retranscrit sur le tube.

Au jour 0, une fois le raclage cutané effectué l'animal reçoit son traitement adapté en fonction du poids estimé (posologie détaillée dans la partie 2.2). Les animaux traités par ivermectine reçoivent une simple injection sous-cutanée. Pour les animaux des deux autres lots (afoxolaner ou afoxolaner et milbémycine oxime), le traitement est donné par voie orale. Vu que le Nexgard® et le Nexgard Spectra® se présentent sous la forme de comprimés, ces comprimés sont écrasés à l'aide d'un mortier et d'un pilon., puis dilués dans de l'eau et nous les faisons avaler à l'alpaga à l'aide d'une seringue de 20 mL (figure 37).

Figure 37 : administration d'un traitement *per os* à base d'afoxolaner chez un alpaga
(photographie personnelle prise près de Marangani)



Le suivi des animaux de Marangani (n = 6) se fait ensuite aux jours 2 (J2), 4 (J4), 8 (J8), 14 (J14) et 21 (J21) après traitement. Lors de chaque suivi, des photos des lésions sont prises avec attribution d'un score clinique et des raclages cutanés sont effectués. Les photos sont comparées aux précédentes afin de voir l'évolution des lésions.

Dans le cas où la peau était redevenue entièrement saine avec aucune lésion apparente, les éleveurs refusaient en général que nous fassions des raclages sur leurs animaux. Il est donc arrivé à plusieurs reprises que nous ne puissions pas effectuer de raclages cutanés à J21.

Pour les animaux de Macusani (n = 15), le suivi n'a pas pu être fait aussi régulièrement que ceux de Marangani. En effet, notre lieu de séjour ainsi que le centre de recherche se trouvaient à Marangani. Aller à Macusani nécessitait entre trois et six heures de route. Nous y sommes donc allés deux fois seulement. Nous avons suivi ces animaux au jour 0 (J0) où ils ont reçu leurs traitements et 14 jours après (J14). Les différents groupes d'alpagas selon leur localisation sont répertoriés ci-dessous (tableaux 18 et 19).

Tableau 18 : description des trois groupes d'alpagas ayant reçu trois traitements différents à Marangani

Traitement reçu au jour 0	Numérotation des animaux	Sexe	Age	Poids	Jours de suivi
Ivermectine	A1I	Femelle	>3ans	50 à 60kg	J0, J2, J4, J8, J14, J21
	A2I	Femelle	>3ans	50 à 60kg	J0, J2, J4, J8, J14, J21
Afoxolaner	A3A	Femelle	>3ans	50 à 60kg	J0, J2, J4, J8, J14, J21
	A4A	Femelle	>3ans	50 à 60kg	J0, J2, J4, J8, J14, J21
Afoxolaner + milbémycine oxime	A5AM	Mâle	>3ans	50 à 60kg	J0, J2, J4, J8, J14, J21
	A6AM	Mâle	>3ans	50 à 60kg	J0, J2, J4, J8, J14, J21

Tableau 19 : description des trois groupes d'alpagas ayant reçu trois traitements différents à Macusani

Traitement reçu au jour 0	Numérotation des animaux	Sexe	Age	Poids	Jours de suivi
Ivermectine	1I	Femelle	<2 ans	25 à 35kg	J0, J14
	2I	Mâle	<2 ans	25 à 35kg	J0, J14
	3I	Mâle	<2 ans	25 à 35kg	J0, J14
	4I	Mâle	<2 ans	25 à 35kg	J0, J14
	5I	Femelle	<2 ans	25 à 35kg	J0, J14
Afoxolaner	1A	Mâle	<2 ans	25 à 35kg	J0, J14
	2A	Mâle	<2 ans	25 à 35kg	J0, J14
	3A	Mâle	<2 ans	25 à 35kg	J0, J14
	4A	Femelle	<2 ans	25 à 35kg	J0, J14
	5A	Femelle	<2 ans	25 à 35kg	J0, J14
Afoxolaner + milbémycine oxime	1AM	Femelle	<2 ans	25 à 35kg	J0, J14
	2AM	Femelle	<2 ans	25 à 35kg	J0, J14
	3AM	Femelle	<2 ans	25 à 35kg	J0, J14
	4AM	Mâle	<2 ans	25 à 35kg	J0, J14
	5AM	Mâle	<2 ans	25 à 35kg	J0, J14

Le code couleur utilisé pour les différents traitements sera le même lors de la présentation des résultats.

2.4 Analyse des raclages cutanés

Les matières raclées sont analysées dans les deux jours suivant les prélèvements dans le laboratoire du centre IVITA de Marangani. Elles sont observées sous la loupe binoculaire, sans puis avec du lactophénol pour aider à dilacérer le prélèvement. Nous recherchions la présence d'agents des gales et à savoir s'ils étaient vivants ou morts. La méthode utilisée est une méthode semi quantitative, car nous comptons le nombre d'agents de la gale présent dans le prélèvement.

Nous avons défini des notes selon le niveau d'infestation parasitaire d'après les observations faites sur le raclage cutané :

- « 0 » si aucun agent des gales n'était présent ;
- « 1 » s'il y en avait moins de dix qu'ils soient morts ou vivants ;
- « 2 » s'il y en avait plus de dix et qu'ils étaient tous morts ;
- « 3 » s'il y en avait plus de dix et qu'il y en avait certains de vivants ou qu'ils étaient tous vivants.

À chaque jour de suivi, une note est attribuée selon l'analyse du raclage cutané. Plus la note est élevée, plus l'infestation parasitaire par les agents de la gale est importante.

3 Résultats et interprétation

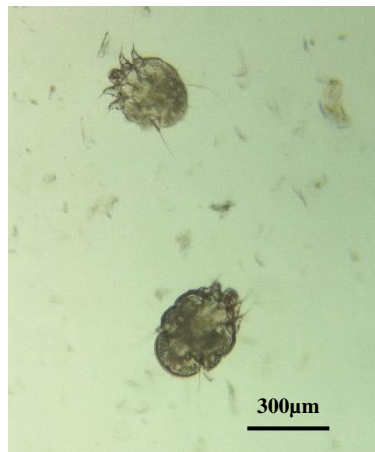
3.1 Parasites observés

Le parasite observé lors de l'analyse des raclages cutanés est caractérisé par :

- une taille comprise entre 0,3 mm et 0,5 mm ;
- un corps rond ;
- des pattes courtes ;
- deux paires de pattes caudales ne dépassant pas du corps ;
- deux paires de pattes antérieures s'étendant en dehors du corps ;
- des pédicules longs et non segmentés.

Ces différentes caractéristiques nous permettent d'identifier ce parasite comme un agent de la gale de l'espèce *Sarcoptes scabiei* var. *aucheniae* (figure 38).

Figure 38 : deux acariens adultes de l'espèce *Sarcoptes scabiei* var. *aucheniae* agents de la gale sarcoptique
(photographie personnelle faite sous la loupe binoculaire)



Nous n'avons pas fait la distinction entre la présence de mâles et de femelles mais nous avons distingué les parasites vivants des parasites morts.

3.2 Interprétation des résultats pour les individus de Marangani et de Macusani

Chaque animal dispose pour chaque jour de suivi d'un score clinique et d'une note basée sur l'analyse du raclage cutané. Des photos du suivi clinique de certains animaux sont présentées dans les annexes 16 à 18 afin d'illustrer cet essai.

Pour les animaux de Marangani (trois groupes de deux animaux chacun suivi à J0, J2, J4, J8, J14, J21), nous avons comparé l'évolution des scores cliniques et des notes sur les raclages cutanés.

Les scores cliniques sont répertoriés ci-dessous (tableau 20). Vu qu'il n'y avait que deux animaux par groupe nous n'avons pas calculé de moyenne.

Tableau 20 : scores cliniques des animaux de Marangani

Traitement reçu	Numéro de l'animal	J0	J2	J4	J8	J14	J21
Ivermectine	A1I	3	3	3	2	1	0
Ivermectine	A2I	3	3	3	2	1	0
Afoxolaner	A3A	3	3	2	2	1	0
Afoxolaner	A4A	3	3	3	2	1	0
Afoxolaner + milbémycine	A5AM	3	3	3	2	1	0
Afoxolaner + milbémycine	A6AM	3	3	3	2	1	0

Nous remarquons que tous les animaux débutent au même stade avec un score clinique de 3 et que leurs évolutions sont très similaires quel que soit le traitement. En effet, au jour 8, tous les animaux ont vu leur score clinique amélioré à 2. Avec l'afoxolaner, un animal présente déjà un score clinique de 2 au jour 4 mais nous ne pouvons pas considérer ce résultat comme significatif. Au jour 21 tous les animaux semblent cliniquement guéris.

Les notes sur les raclages cutanés sont répertoriées dans le tableau 21 ci-dessous. Le sigle « / » signifie que le raclage n'a pas été réalisé, en effet comme nous l'avons précisé précédemment certains éleveurs ne souhaitent pas que l'on réalise de raclages cutanés sur leurs animaux quand ceux-ci semblaient cliniquement guéris.

Tableau 21 : notes sur les raclages cutanés des animaux de Marangani

Traitement reçu	Numéro de l'animal	J0	J2	J4	J8	J14	J21
Ivermectine	A1I	3	2	2	1	1	/
Ivermectine	A2I	3	2	2	1	0	0
Afoxolaner	A3A	3	3	2	1	0	0
Afoxolaner	A4A	3	3	2	1	0	0
Afoxolaner + milbémycine	A5AM	3	3	2	1	0	/
Afoxolaner + milbémycine	A6AM	3	3	2	1	0	/

Comme pour les scores cliniques, nous remarquons une évolution favorable avec une diminution du nombre de sarcoptes vivants ou morts quel que soit le traitement. Au vu des notes il semblerait que les sarcoptes meurent plus rapidement chez les animaux traités à l'ivermectine (note de 2 dès J2). Au jour 21, les raclages effectués montrent une absence de sarcoptes ce qui est en accord avec les scores cliniques de 0.

Nous avons également étudié les scores cliniques et les notes sur les raclages cutanés des animaux de Macusani (annexe 19 et 20) et avons représenté leurs évolutions par des graphiques (figures 39 et 40). Pour rappel, ces animaux sont au nombre de cinq par groupe et ont été suivis au jour 0 et au jour 14. Nous avons effectué une moyenne des scores et des notes attribués aux animaux par groupe. Sur les graphiques ci-dessous les barres d'erreur représentent l'écart type.

Figure 39 : comparaison de l'évolution de la moyenne des scores cliniques des trois groupes de Macusani

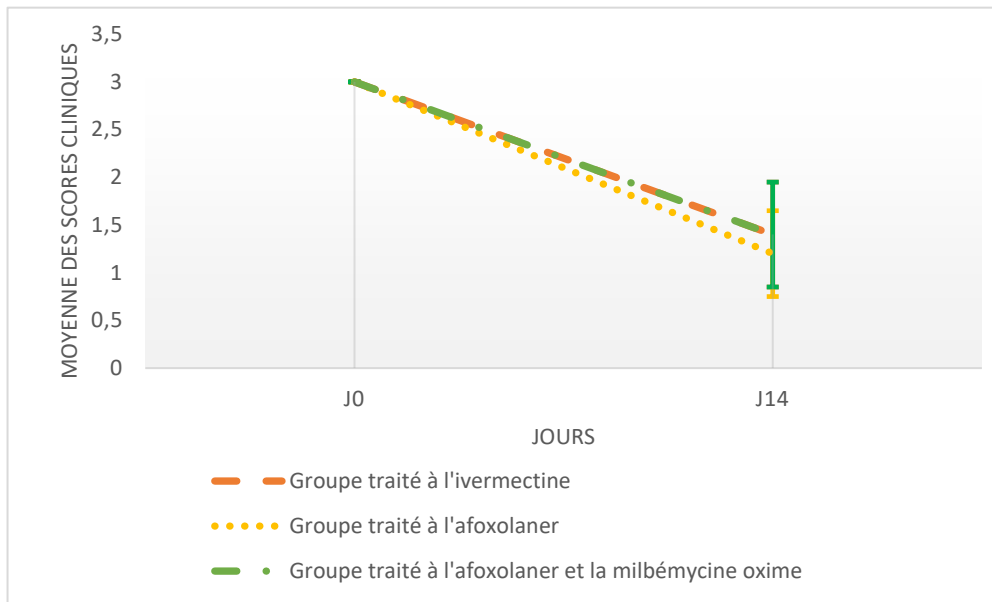
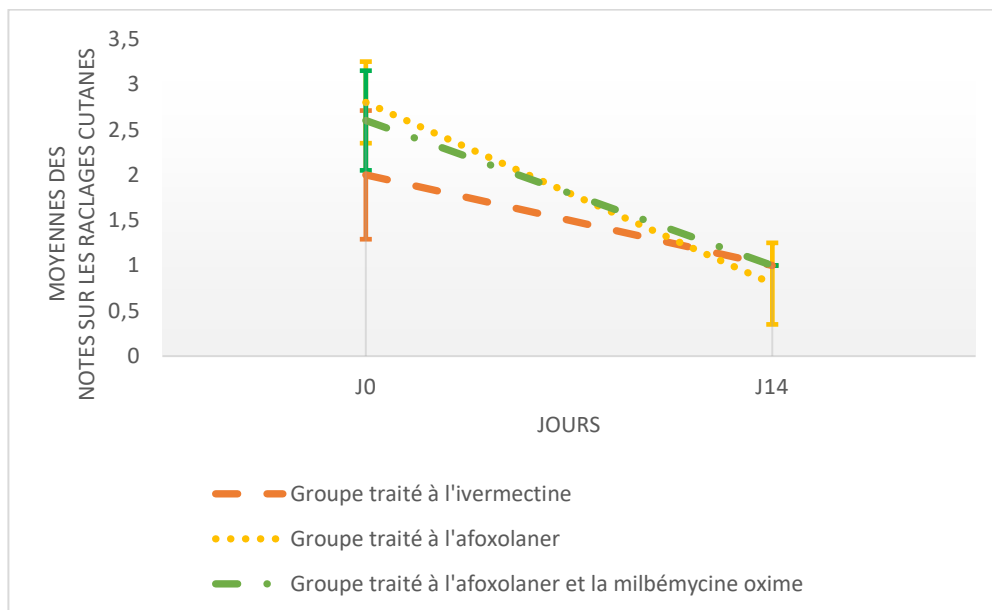


Figure 40 : comparaison de l'évolution de la moyenne des notes sur l'observation des raclages cutanés des trois groupes de Macusani



Nous remarquons que, pour les trois groupes de Macusani, les animaux ont des scores cliniques (figure 39) et des notes sur les raclages cutanés (figure 40) similaires à J0. Pour les trois groupes de Macusani, le score clinique moyen comme la moyenne des notes sur les raclages cutanés chutent en dessous de 1,5 à J14. Ceci signifie que les animaux ont une peau avec peu de croûtes en cours de guérison et que sur les raclages il n'y a que des agents de la gale morts ou avec un petit nombre d'acariens vivants (moins de dix). Ces animaux n'ont pas pu être observés au jour 21, donc nous ne pouvons pas savoir s'ils ne présentaient plus de sarcoptes à l'instar de l'expérimentation de Marangani.

Les trois traitements (ivermectine/afoxolaner/afoxolaner et milbémycine oxime) ont donc agi efficacement pour combattre la gale sur les animaux de notre échantillon.

L'afoxolaner associé ou non à la milbémycine oxime semble agir sur l'acarien responsable de la gale sarcoptique des alpagas. En effet, après une administration unique, nous avons observé une amélioration nette des lésions de gale (en 8 à 14 jours), ainsi qu'une diminution du nombre global de sarcoptes comme de celui des acariens vivants dans les raclages cutanés. L'afoxolaner agirait sur la gale sarcoptique des alpagas en une administration unique *per os* à une dose de 2,5 mg/kg (Nexgard®, laboratoire Merial), ainsi que l'afoxolaner associé à la milbémycine oxime en une administration unique *per os* aux doses respectives de 2,5 mg/kg et 0,5 mg/kg (Nexgard Spectra®, laboratoire Merial). De plus, il semble que l'afoxolaner et l'ivermectine ont une efficacité similaire sur la gale sarcoptique des alpagas, quel que soit la sévérité des lésions.

4 Discussion

4.1 Population et échantillonnage

Les animaux de l'échantillon provenaient de deux régions connues pour l'élevage d'alpagas au Pérou. Nous n'avons pas réussi à avoir de groupe témoin non traité comme nous l'eschomptions. Nous avons pris comme groupe témoin les animaux traités à l'ivermectine, en choisissant une dose de 0,4 mg/kg en injection sous-cutanée pour maximiser la réussite de ce traitement.

Vu la distance à parcourir et les difficultés de transports pour aller voir les animaux, nous n'avons pas pu aller voir sur place les animaux de Macusani aussi fréquemment que ceux de Marangani. Nous avons donc mené une étude sur trois groupes d'animaux à Macusani et à Marangani. Cependant, ceci nous a permis d'appréhender des individus différents : en effet, les animaux de Macusani sont des animaux plus légers et plus jeunes que ceux de Marangani.

4.2 Protocole et résultats

Les différents traitements donnés se faisaient par injection sous-cutanée ou en *per os*. Il n'est pas difficile d'injecter la totalité du produit sous la peau. Afin de donner correctement le produit *per os*, nous nous faisons aider sur place par le vétérinaire et les éleveurs expérimentées pour manipuler les alpagas et leur administrer des traitements. Ainsi nous n'avons eu aucun alpagas qui a régurgité le traitement. De même, l'estimation du poids des animaux, afin d'adapter la dose à donner, était faite par ces personnes expérimentées.

Nous étions trois personnes à faire le suivi des animaux et à chaque suivi nous allions ensemble faire les raclages cutanés des animaux, prendre les photos des lésions et estimer leurs évolutions. Par contre, c'est toujours la même personne qui observait les raclages cutanés sous la loupe binoculaire.

Il faut rappeler que, lors de la réalisation de raclages cutanés, nous pouvons avoir des faux-négatifs. En effet, même si le raclage est correctement effectué, il peut ne pas y avoir d'agents de la gale présents à l'endroit où nous avons raclé alors qu'il y en a sur le reste du corps de l'animal.

Cette étude est la première étude qui teste un traitement alternatif à l'ivermectine sur les petits camélidés. Elle n'avait pas pour but de comparer l'efficacité des produits mais de voir si

chaque produit était efficace. Vu le faible effectif d'animaux et l'évaluation subjective de l'évolution des lésions, nous ne pouvons pas réellement interpréter la comparaison entre les groupes.

Nous avons constaté une amélioration voire même une guérison chez certains animaux. Il est dommage de ne pas avoir pu faire un raclage sur tous les animaux au jour 21 afin de prouver l'absence d'agents de la gale. Cet essai ne nous permet pas d'évaluer sur le long terme l'efficacité du produit. Les animaux ont été suivis au maximum 21 jours, donc nous ne pouvons pas exclure des récurrences toujours envisageables. Nous ne savons pas non plus si ce produit a des conséquences négatives sur l'épaisseur de la fibre d'alpaga, ni sur l'environnement au travers les déjections des petits camélidés.

De plus, nous ne pouvons pas déterminer parmi les trois produits testés lequel est le plus efficace. Au vu des graphiques, il semble que les trois produits agissent selon la même cinétique sur les agents de la gale sarcoptique. Nous avons tout de même remarqué que, pour l'ivermectine sur les animaux de Marangani, la note sur l'observation des raclages cutanés baisse dès J2 alors qu'elle diminue seulement à J4 pour les deux autres groupes de Marangani. Cela signifie que dès J2, chez ces animaux traités à l'ivermectine, tous les parasites sont retrouvés morts alors qu'on en retrouve encore des vivants sur les raclages des animaux des deux autres groupes. Ce résultat peut paraître étonnant car nous avons vu que, chez les bovins, le pic de concentration plasmatique de l'ivermectine est atteint au bout de 55 h alors que le pic de concentration plasmatique de l'afoxolaner chez les chiens est atteint au bout de 2 à 4 h. Cette différence dans nos résultats peut être expliquée, tout d'abord, par l'espèce, en effet, nous ne connaissons pas la pharmacocinétique de ces deux produits chez les alpagas. De plus, la pharmacocinétique que nous avons décrite pour l'ivermectine est pour un dosage de 0,2 mg/kg, or, nous avons utilisé une dose deux fois supérieure (0,4 mg/kg) ce qui peut aussi expliquer que les agents de la gale soient retrouvés morts plus tôt sur les animaux traités à l'ivermectine. Dans notre étude, aucune résistance des agents de la gale à l'ivermectine ne semble exister, l'agent pathogène n'a peut-être pas encore développé de résistance car les animaux ne sont peut-être pas souvent traités.

Il semble donc intéressant de tester plus précisément l'action de l'afoxolaner chez les alpagas sans négliger le fait que, pour le moment, la galénique de cette molécule n'est pas adaptée aux alpagas. En effet, nous avons dû utiliser un mortier et un pilon afin d'écraser la bonne quantité de comprimé puis la dissoudre dans de l'eau. Ce protocole est long et il est évident qu'il n'est pas réalisable par un éleveur.

Notre étude montre que l'ivermectine injectée une fois par voie sous-cutanée à la dose de 0,4 mg/kg, l'afoxolaner à la dose unique de 2,5 mg/kg *per os* et enfin l'administration orale d'une dose unique d'afoxolaner et de milbémycine oxime aux doses respectives de 2,5 mg/kg et 0,5 mg/kg entraînent une disparition des lésions de gale en 21 jours ainsi qu'une absence d'agents de gale à 21 jours sur les raclages cutanés.

CONCLUSION

Cette étude coproscopique et cutanée propose une photographie étendue de la présence des nématodes gastro-intestinaux et des agents des gales des lamas et des alpagas en France. Les nématodes gastro-intestinaux mis en évidence sont des œufs de strongles (dont des œufs de *Nematodirus* sp.) et des œufs de *Trichuris* sp. ; l'agent de la gale retrouvé est *Chorioptes bovis*. En ce qui concerne l'étude coproscopique, dans notre échantillon, nous avons 62,5 % des animaux (163/261) qui présentent une charge parasitaire faible (< 100 opg). Les lamas de notre échantillon semblent plus parasités que les alpagas, en effet parmi les animaux positifs (\geq 100 opg), nous retrouvons 73,5 % (72/98) de lamas et 26,5% (26/98) d'alpagas. D'autre part, la charge parasitaire et l'âge semble être associés pour les strongles et pour *Trichuris* sp., en effet, ce sont des animaux plus âgés (médiane de 9 ans et demi et de 8 ans respectivement) qui semblent avoir plus de 500 opg. Il semblerait que les pratiques d'élevage en France permettent un contrôle des nématodoses gastro-intestinales, il faudrait surveiller plus précisément ce contrôle dans les élevages mixtes et aussi les risques d'apparition de résistance aux vermifuges utilisés. Les possibles associations mises en évidence ouvrent la porte à d'autres études scientifiques.

Au Pérou, les conditions d'élevages ainsi que l'absence de plan de contrôle du parasitisme (utilisation de traitements traditionnels aux efficacités douteuses) sembleraient permettre le développement de sévères lésions de gale sarcoptique sur un nombre important d'animaux. La comparaison de trois traitements indépendants à base d'ivermectine (0,4 mg/kg en injection sous-cutanée) ou d'afoxolaner (2,5 mg/kg *per os*) sur des animaux atteints de gale sarcoptique modérée à sévère a mis en évidence leur efficacité dès 8 jours après administration et ce jusqu'à 21 jours. L'efficacité du traitement à l'ivermectine montre la possibilité de continuer son utilisation dans la lutte contre la gale sarcoptique chez les petits camélidés malgré l'avis de certains locaux qui croient en une perte totale de son efficacité, peut-être dû à un problème de dosage ou à la sévérité des lésions. De plus, cette étude montre la possibilité d'utiliser d'autres molécules aussi efficaces en une seule administration, cependant la galénique devra être adaptée afin de disposer d'une voie d'administration plus accessible pour les petits camélidés.

BIBLIOGRAPHIE

- ABDOUSLAM O.E., AL-BASSAM L.S., AL-IZZI S.A., AZWAI S.M. (2003) Prevalence of external and internal parasites in llamas (*Lama glama*) at Surman park in Libya. *Journal of Camel Practice and Research* 10(1), 61-65
- AFLA (s. d.) AFLA - Le comportement des lamas et des alpagas. [<http://www.lamas-alpagas.org/elevage-alpagas-alpaca-lamas-comportement.html>] (consulté le 07/12/2017).
- ANDERSON D.E., JONES M.L., MIESNER M.D. (2013) Veterinary Techniques for Llamas and Alpacas. John Wiley & Sons
- ATTILI A., AYALA C., TRALDI G., BIANCHINI V., HABLUETZEL A. (2004) Preliminary report on frequency and abundance of internal parasites in alpacas (*Lama pacos*) reared in the Umbria Region (Central Italy). *Parasitologia* 46(1), 22
- BALDI R.B., ACEBES P., CUÉLLAR E., *et al.* (2016) Lama guanicoe. *IUCN Red List Threat. Species*
- BALLWEBER L.R. (2009) Ecto- and endoparasites of new world camelids. *Vet. Clin. North Am. Food Anim. Pract.* 25(2), 295-310
- BATES P., DUFF P., WINDSOR R., *et al.* (2001) Mange mite species affecting camelids in the UK. *Vet. Rec.* 149(15), 463-464
- BECKLUND W.W. (1963) Lamanema Chavezii Gen. n., sp. n. and Nematodirus lamae sp. n. (nematoda: trichostrongylidae) from the alpaca, lama pacos and the vicugna, vicugna vicugna, in peru. *J. Parasitol.* 49(6), 1023-1027
- BEIER III Ernest, LEHENBAUER T.W., SANGIAH S. (2000) Clinical efficacy of fenbendazole against gastrointestinal parasites in llamas. *Small Rumin. Res.* 36(1), 17-23
- BELDOMENICO P.M., UHART M., BONO M.F., *et al.* (2003) Internal parasites of free-ranging guanacos from Patagonia. *Vet. Parasitol.* 118(1), 71-77
- BELINA D., GIRI A., MENGISTU S., ESHETU A. (2017) Gastrointestinal Nematodes in Ruminants: The Parasite Burden, Associated Risk Factors and Anthelmintic Utilization Practices in Selected Districts of East and Western Hararghe, Ethiopia. *J. Vet. Sci. Technol.* 8(2), 1-7
- BELTRAN-SAAVEDRA L. F., GONZALEZ-ACUNA D., NALLAR-GUTIÉRREZ R., TICONA-CHALLCO H. (2014) Estudio coproparasitario y ectoparasitario en alpacas (*Vicugna pacos* Linnaeus, 1758) de Apolobamba, con nuevos registros de Phthiraptera (Insecta) e Ixodidae (Acari), La Paz - Bolivia. *J. Selva Andina Anim. Sci.* 1(2), 1-16
- BERNIGAUD C., FANG F., FISCHER K., *et al.* (2016) Preclinical Study of Single-Dose Moxidectin, a New Oral Treatment for Scabies: Efficacy, Safety, and Pharmacokinetics Compared to Two-Dose Ivermectin in a Porcine Model. *PLoS Negl. Trop. Dis.* 10(10), 18
- BEUGNET F., POLACK B., DANG H. (2004) Atlas de coproscopie. Kalianxis
- BEUGNET F., DE VOS C., LIEBENBERG J., *et al.* (2016) Efficacy of afoxolaner in a clinical field study in dogs naturally infested with *Sarcoptes scabiei*. *Parasite Paris Fr.* 23(26), 12
- BISHOP J.K., RICKARD L.G. (1987) Fecal survey of llamas (*Lama glama*) in Oregon: incidental recovery of *Nematodirus battus*. *J. Am. Vet. Med. Assoc.* 191(12), 1579-1581
- BORNSTEIN S. (2010) Important ectoparasites of Alpaca (*Vicugna pacos*). *Acta Vet. Scand.* 52(1), S17
- BURRI I.H., MARTIG J., SAGER H., LIESEGANG A., MEYLAN M. (2005) Neuweltkameliden in der Schweiz. I. Population, Haltung und Gesundheitsprobleme. *Schweiz Arch Tierheilk* 147(8), 325-334

- BUSSIÉRAS J., CHERMETTE R. (1991) Parasitologie vétérinaire - Parasitologie générale. Service de parasitologie de l'École Nationale Vétérinaire d'Alfort
- BUSSIÉRAS J., CHERMETTE R. (1993) Les parasites d'importance vétérinaire - Biologie et éléments de diagnose, *Helminthologie vétérinaire*. Service de parasitologie de l'École Nationale Vétérinaire d'Alfort
- CAFRUNE M.M., AGUIRRE D.H., RICKARD L.G. (2001) First report of *Lamanema chavezii* (Nematoda: Trichostrongyloidea) in llamas (*Lama glama*) from Argentina. *Vet. Parasitol.* 97(2), 165-168
- CEBRA C., ANDERSON D.E., TIBARY A., SAUN R.J.V., JOHNSON L.W. (2014) Llama and Alpaca Care - E-Book: Medicine, Surgery, Reproduction, Nutrition, and Herd Health. Elsevier Health Sciences
- CHAPARRO J.J., RAMÍREZ N.F., VILLAR D., *et al.* (2016) Survey of gastrointestinal parasites, liver flukes and lungworm in feces from dairy cattle in the high tropics of Antioquia, Colombia. *Parasite Epidemiol. Control* 1(2), 124-130
- CHENEY J.M., ALLEN G.T. (1989) Parasitism in llamas. *Vet. Clin. North Am. Food Anim. Pract.* 5(1), 217-225
- CONOPA (s. d.) Como Mejorar su Producción Alpaquera. [http://www.conopa.org/manuales/como_mejorar_su_produccion_alpaquera.php] (consulté le 06/12/2017).
- CONOPA (s. d.) The Question of Alpaca Origins. By Jane C. Wheeler, Ph.D. [http://www.conopa.org/publicaciones/the_questions_alpaca_origins.php] (consulté le 07/12/2017).
- CREMERS H.J. (1985) *Chorioptes bovis* (Acarina: Psoroptidae) in some camelids from Dutch zoos. *Vet. Q.* 7(3), 198-199
- CURRIE B.J., MCCARTHY J.S. (2010) Permethrin and ivermectin for scabies. *N. Engl. J. Med.* 362(8), 717-725
- CURTIS C.F., CHAPPELL S.J., LAST R. (2001) Concurrent sarcoptic and chorioptic acariasis in a British llama (*Lama glama*). *Vet. Rec.* 149(7), 208-209
- D'ALTERIO G.L., JACKSON A.P., KNOWLES T.G., FOSTER A.P. (2005) Comparative study of the efficacy of eprinomectin versus ivermectin, and field efficacy of eprinomectin only, for the treatment of chorioptic mange in alpacas. *Vet. Parasitol.* 130(3-4), 267-275
- DE SAINTE MARIE B., MALLET S., GAUDY-MARQUESTE C., *et al.* (2016) [Therapeutic failure in scabies: An observational study]. *Ann. Dermatol. Venereol.* 143(1), 9-15
- DIRECCIÓN GENERAL FORESTAL Y DE FAUNA SILVESTRE (2011) Estrategia Nacional de Desarrollo y Conservación de Camélidos Sudamericanos Silvestres. Ministerio de Agricultura
- DUNCANSON G.R. (2012) Veterinary Treatment of Llamas and Alpacas. CABI
- ÉCOLE NATIONALE VÉTÉRINAIRE DE LYON (s. d.) Psoroptes. [<http://www2.vetagro-sup.fr/etu/DPN/parasites/Psorop.html>] (consulté le 12/04/2018a).
- ÉCOLE NATIONALE VÉTÉRINAIRE DE LYON (s. d.) Méthode de Baermann. [<http://www2.vetagro-sup.fr/etu/copro/sommaire/techniques/analyse/baermann.htm>] (consulté le 10/12/2017b).
- ÉCOLE NATIONALE VÉTÉRINAIRE DE LYON (s. d.) Coproculture: généralités. [http://www2.vetagro-sup.fr/etu/copro/sommaire/techniques/analyse/coproculture_generalites.htm] (consulté le 10/12/2017c).
- FOSTER A., JACKSON A., D'ALTERIO G.L. (2007) Skin diseases of South American Camelids. *In Practice* 29(4), 216-223

- GÉRARD B. (1988) Les camélidés Sud-Américains du genre lama et leur faune parasitaire. Thèse Méd. Vét. École nationale vétérinaire de Lyon
- GEURDEN T., DEPRez P., VERCRUYSSSE J. (2003) Treatment of sarcoptic, psoroptic and chorioptic mange in a Belgian alpaca herd. *Vet. Rec.* 153(11), 331-332
- GEURDEN T., VAN HEMELRIJK K. (2005) Ivermectin treatment against gastrointestinal nematodes in New World camelids in Belgium. *Small Rumin. Res.* 58(1), 71-73
- GIUDICELLI C. (1991) Elever le lama. Comment - Pourquoi ? Paris, France, Editions Crepin-Leblond
- HERTZBERG H., KOHLER L. (2006) Prevalence and significance of gastrointestinal helminths and protozoa in South American Camelids in Switzerland. *Berl. Munch. Tierarztl. Wochenschr.* 119(7-8), 291-294
- HOOLBECQ M. (2015) Caractéristiques zootechniques et sanitaires de l'élevage d'alpaga (*Lama pacos*) en France et élaboration d'une base de données hématologiques et biochimiques. Thèse Méd. Vét. École nationale vétérinaire d'Alfort
- HUNTER R.P., ISAZA R., KOCH D.E., DODD C.C., GOATLEY M.A. (2004a) The pharmacokinetics of topical doramectin in llamas (*llama glama*) and alpacas (*Lama pacos*). *J Vet Pharmacol Ther* 27(3), 187-189
- HUNTER R.P., ISAZA R., KOCH D.E., DODD C.C., GOATLEY M.A. (2004b) Moxidectin plasma concentrations following topical administration to llamas (*Lama glama*) and alpacas (*Lama pacos*). *Small Rumin Res* 52(3), 275-279
- HYUGA A., MATSUMOTO J. (2016) A survey of gastrointestinal parasites of alpacas (*Vicugna pacos*) raised in Japan. *J. Vet. Med. Sci.* 78(4), 719-721
- IHRKE P.J., MASON I.S., WHITE S.D. (Éd.) (1992) Advances in veterinary dermatology. Proceedings of the 2nd World Congress. Montreal, Canada, Pergamon Press
- JABBAR A., CAMPBELL A.J.D., CHARLES J.A., GASSER R.B. (2013) First report of anthelmintic resistance in *Haemonchus contortus* in alpacas in Australia. *Parasit. Vectors* 6(1), 243
- JEANNEY M. (2009) Gale psoroptique ovine : mise au point d'un kit Elisa spécifique et sensible. *Science et pratique* n°1036
- KADWELL M., FERNANDEZ M., STANLEY H.F., *et al.* (2001) Genetic analysis reveals the wild ancestors of the llama and the alpaca. *Proc. R. Soc. Lond. B Biol. Sci.* 268(1485), 2575-2584
- LABORATOIRE DESTAING (s. d.) Gale Sarcoptique. [<http://www.destaing.com/fr/allergologie-veterinaire/dermatite-atopique-diagnostic-traitement/diagnostic-par-test-serologique/gale-sarcoptique/>] (consulté le 07/12/2017).
- LAU P., HILL P.B., RYBNÍCEK J., STEEL L. (2007) Sarcoptic mange in three alpacas treated successfully with amitraz. *Vet. Dermatol.* 18(4), 272-277
- LEGUÍA G. (1991) The epidemiology and economic impact of llama parasites. *Parasitol. Today Pers. Ed* 7(2), 54-56
- LEONOR JOFRÉ M., ISABEL NOEMI H., PATRICIA NEIRA O., TIRZA SAAVEDRA U., CECILIA DIAZ L. (2009) Acarosis y zoonosis relacionadas. *Rev. Chil. Infectologia, Santiago* 26(3), 248-257
- LICHTENSTEIN G., BALDI R., VILLALBA L., *et al.* (2008) *Vicugna vicugna*. *IUCN Red List Threat. Species*
- LUSAT J., MORGAN E.R., WALL R. (2009) Mange in alpacas, llamas and goats in the UK: incidence and risk. *Vet. Parasitol.* 163(1-2), 179-184
- MAGAN M., BERHANU S., JELALU K. (2017) Camel gastrointestinal helminths in selected districts of Somali regional state, eastern Ethiopia. *Livest. Res. Rural Dev.* 29(3), 1-17

- MARÍN J.C., ROMERO K., RIVERA R., JOHNSON W.E., GONZÁLEZ B.A. (2017) Y-chromosome and mtDNA variation confirms independent domestications and directional hybridization in South American camelids. *Anim. Genet.* 48(5), 591-595
- MCKENNA P.B., HILL F.I., GILLET R. (2005) *Sarcoptes scabiei* infection on an alpaca (*Lama pacos*). *N. Z. Vet. J.* 53(3), 213
- MEDVET (s. d.) MedVet - Le recueil des spécialités à usage Vétérinaire - Ivermectine. [http://s355685463.onlinehome.fr/virbac/detail_medicament.php?id=1481] (consulté le 04/12/2017).
- MEDVET (s. d.) MedVet - Le recueil des spécialités à usage Vétérinaire - Afoxolaner. [http://s355685463.onlinehome.fr/detail_medicament.php?id=2626] (consulté le 04/12/2017).
- MITCHELL S., HOPKINS B., CORFIELD C. (2016) *Nematodirus lamae* identified in an alpaca in the UK. *Vet. Rec.* 178(11), 271-272
- OLLAGNIER C. (2007) Recensement des parasites digestifs des petits camélidés (genre Llama) en France. Thèse Méd. Vét. École nationale vétérinaire de Lyon
- PEREZ R. H., CHÁVEZ V. A., PINEDO V. R., LEYVA V. V. (2014) Helminthiasis y eimeriasis en alpacas de dos comunidades de Cusco, Perú. *Rev. Investig. vet. Perú* 25(2), 245-253
- PONCET J. (2004) Le lama en Bolivie : élevage et filière viande. Mémoire DESS. Université Montpellier 2
- PORTEMER F. (2012) Dermatologie des petits camélidés: lamas et alpagas. Thèse Méd. Vét. École nationale vétérinaire de Lyon
- RAMOS ACUNA H., CATREJON VALDEZ M., VALENCIA MAMANI N., SAS ZEVALLOS P. (2000) Control de sarna sarcoptica (*Sarcoptes scabiei* va. *aucheniae*) en alpacas (*Lama pacos*) en peru, con ivermectina 1% injectable de larga accion. *Vet. Argent.* 17(168), 570-576
- ÉCOLE NATIONALE VÉTÉRINAIRE DE LYON (s. d.) Recherche par type de parasite. [http://www2.vetagro-sup.fr/etu/copro/sommaire/techniques/analyse/recherche_par_parasite.htm] (consulté le 10/12/2017).
- RENIERI C., VALBONESI A., MANNA V.L., ANTONINI M., ASPARRIN M. (2009) Inheritance of Suri and Huacaya type of fleece in Alpaca. *Ital. J. Anim. Sci.* 8(1), 83-91
- RICHARD F. (2012) Comparaison de différents liquides de flottation en coproscopie des ruminants. Thèse Méd. Vét. École nationale vétérinaire de Lyon
- ROJAS M., LOBATO I., MONTALVO M. (1993) Fauna Parasitaria de Camélidos Sudamericanos y ovinos. *Investig. Pecu.* 6(1)
- ROSYCHUK R.A. (1989) Llama dermatology. *Vet. Clin. North Am. Food Anim. Pract.* 5(1), 203-215
- SANTOS J.-F. (1997) Contribution à l'étude de l'élevage de lamas et d'alpagas en France. Thèse Méd. Vét. École nationale vétérinaire de Toulouse
- SARRE C., CLAEREBOUT E., VERCRUYSSSE J., et al. (2012) Doramectin resistance in *Haemonchus contortus* on an alpaca farm in Belgium. *Vet. Parasitol.* 185(2-4), 346-351
- SÉNAT (2012) JO Sénat 02/02/2012 page 258. In *Sénat : un site au service des citoyens*. [<https://www.senat.fr>] (consulté le 26/06/2017).
- SERIN S. (2008) Contribution à l'étude zootechnique de l'élevage d'alpagas au Pérou. Thèse Méd. Vét. École nationale vétérinaire de Lyon
- SOLY A. (2005) Le Lama: contention, examen clinique, généralités thérapeutiques et zootechniques. Thèse Méd. Vét. École nationale vétérinaire de Lyon
- SUMAR J. (1991) Caracteristicas de las poblaciones de llamas y alpacas en la Sierra Sur del Peru. *Rep. Round Table South Am. Camelidae*

- TWOMEY D.F., BIRCH E.S., SCHOCK A. (2009) Outbreak of sarcoptic mange in alpacas (*Vicugna pacos*) and control with repeated subcutaneous ivermectin injections. *Vet. Parasitol.* 159(2), 186-191
- TWOMEY D.F., WU G., NICHOLSON R., WATSON E.N., FOSTER A.P. (2014) Review of laboratory submissions from New World camelids in England and Wales (2000–2011). *Vet. J.* 200, 51-59
- VINE N.J., KEEVILL G., FOSTER A.P. (2010) Sarcoptic mange in alpacas. *Vet. Rec.* 167(24), 946-947
- WERNERY U., KINNE J., SCHUSTER R.K. (2014) Camelid Infectious Disorders. World Organisation for Animal Health
- WINDSOR R.H., TERAN M., WINDSOR R.S. (1992) Effects of parasitic infestation on the productivity of alpacas (*Lama pacos*). *Trop. Anim. Health Prod.* 24(1), 57-62
- WINDSOR R.S., WINDSOR R.H., TERAN M. (1992) Economic benefits of controlling internal and external parasites in South American camelids. *Ann. N. Y. Acad. Sci.* 653(1), 398-405
- ZOUYED I. (2016) Ecologie, situations temporelle et spatiale en Algérie de *Marshallagia marshalli*, parasite des petits ruminants. Thèse Méd. Vét. Université des frères Mentouri Constantine

ANNEXES

ANNEXE 1 : fiche de renseignement sur l'animal

Élevage des petits camélidés et parasitisme en France : Questionnaire de renseignement

Ce questionnaire vise à obtenir une analyse fine des données récoltées. *Nous vous remercions par avance de l'attention que vous portez à cette étude.*

Eleveur (NOM et Prénom) :	
Adresse :	Adresse email :

ANIMAL (à remplir pour chaque prélèvement)

1. Nom et numéro d'identification :
2. Age :
3. Sexe : Mâle Castré Femelle gestante Femelle non gestante
4. Est-ce que cet animal a présenté des maladies au cours de la dernière année ?
 Non Oui, Précisez la/les maladie(s) :
5. Cet animal a-t-il déjà fait l'objet de coproscopie ?
 Non Oui (serait-il possible de joindre les résultats ?)
6. Cet animal a-t-il déjà eu des problèmes cutanés ?
 Non Oui (serait-il possible de joindre les résultats ?)
7. Quelles régions cutanées ont été prélevées ?
 Axillaire Inguinale Oreille Autre :

ELEVAGE (à remplir une seule fois par élevage)

1. Dans quel département se situe votre élevage :
2. Quel est le type de relief : Montagne Plaine Autre (précisez) :
3. Combien de petits camélidés possédez-vous ?
Complétez par un chiffre : Lama(s) Alpaga(s)
4. Dans quel but élevez-vous des petits camélidés :
 Loisir Laine Reproduction Autre (précisez) :
5. 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.
6. En hiver, les petits camélidés résident :
 A l'extérieur
 Dans une étable réservée à eux seuls
 Dans une étable avec d'autres ruminants (précisez) :
 7. Combien de fois par an vermifugez-vous vos petits camélidés :
 1 fois 2 fois Plus (précisez) :
 8. Quel vermifuge (nom du produit) avez-vous utilisé ?
A quelle dose ?
 9. Le choix du vermifuge a été fait :
 Selon les résultats d'une coproscopie
 Pour avoir un spectre le plus large possible
 10. Avez-vous observé des lésions cutanées sur vos animaux les 3 dernières années ?
 Non Oui (précisez l'espèce affectée) :
- Si oui, avaient-elles été diagnostiquées ?
- Non Oui (précisez le diagnostic) :
11. Quel traitement (nom du produit) avez-vous utilisé ?
Avez-vous confirmé la guérison après le traitement ? Non Oui

ANNEXE 2 : fiche explicative pour la réalisation des prélèvements

Tout d'abord nous tenons à vous remercier pour votre participation à cette étude.

Vous trouverez dans votre colis le matériel nécessaire pour la collection des prélèvements et une vidéo explicative vous est également envoyée par email.

- 1- Afin de pouvoir interpréter nos données vous devez remplir une fiche par prélèvement effectué (appelée questionnaire de renseignement). Merci de la compléter avec soin.
- 2- Prélèvement de fèces : prélever la matière fécale directement dans le rectum à l'aide d'un gant ou sac plastique propre et déposer la de suite dans le pot, refermer le ensuite et identifier le pot. Conservez les pots au réfrigérateur et envoyez les nous dans les 24h suivantes.
- 3- Raclage cutané : Ce prélèvement sera fait sur les animaux avec des lésions cutanées suspectes de gale. À l'aide d'une lame de scalpel, grattez la peau jusqu'à la rosée sanguine (regarder la vidéo pour plus de précisions) et déposez tout le matériel récupéré dans un deuxième pot. Il faut réaliser les raclages cutanés (avec la même lame de scalpel) à trois localisations différentes ou vous observez des lésions cutanées (par exemple : plis axillaires, plis inguinaux, oreilles...). Le matériel récupéré lors de ces raclages doit être mis dans le même pot ainsi que la lame de scalpel ayant servie pour cet animal. Refermez le pot, identifiez-le et envoyez-le nous dans la journée. N'oubliez pas de bien indiquer sur le questionnaire de renseignement les zones raclées (partie II.7 « zones raclées : »). Utiliser une lame de scalpel différente par animal.

IDENTIFIEZ TOUS LES POTS AVEC PRELEVEMENT, des étiquettes autocollantes sont mises à votre disposition afin d'identifier les pots, merci de faire attention que l'écriture reste lisible.

Envoyer les prélèvements à l'adresse suivante :

Laboratoire de Parasitologie et Mycologie, Ecole Nationale Vétérinaire
d'Alfort
7 Avenue du Général de Gaulle
94704 Maisons-Alfort Cédex

Merci de nous retourner le matériel dont vous ne vous êtes par servis ainsi que les lames de scalpel.

En cas de questions n'hésitez pas à nous contacter :

Chloé Defives@.....fr 06.XX.XX.XX.XX
Juliette Loiseaux@.....fr 06.XX.XX.XX.XX

ANNEXE 3 : protocole pour l'analyse des fèces par flottation

- Homogénéisation des fèces à l'aide d'un mortier et d'un pilon
- 5g de fèces sont mélangées avec 75 mL de sulfate de magnésium (dilution au 1/15^{ème})
- Le tout est filtré dans une passoire
- La solution recueillie est mise dans un tube à essai avec une lamelle déposée au-dessus
- Temps de repos de 20 minutes
- Dépôt de la lamelle sur une lame microscopique
- Observer au microscope à tous les grossissements jusqu'à l'huile à immersion

ANNEXE 4 : tableaux de contingence entre la charge parasitaire en nématodes et différentes variables

- 1) Tableau de contingence ($p = 0,98$) entre la charge parasitaire en nématodes et le sexe de l'animal

	Négatifs	Positifs	Total
Mâles	63	38	101
Femelles	100	60	160
Total	163	98	261

- 2) Tableau de contingence ($p = 0,00005$) entre la charge parasitaire en nématodes et l'espèce

	Négatifs	Positifs	Total
Lamas	78	72	150
Alpagas	85	26	111
Total	163	98	261

- 3) Tableau de contingence entre la charge parasitaire en nématodes et l'âge des animaux

	Négatifs	Positifs
Médiane d'âge en mois	72	72

- 4) Tableau de contingence ($p = 0,0015$) entre la charge parasitaire en nématodes et le type d'élevage

	Négatifs	Positifs	Total
Mono-espèces	111	84	195
Poly-espèces	52	14	66
Total	163	98	261

- 5) Tableau de contingence ($p = 0,89$) entre la charge parasitaire en nématodes et les traitements anthelminthiques

	Négatifs	Positifs	Total
Animaux traités par un vermifuge dans les 6 mois précédant l'analyse	37	23	60
Animaux non traités par un vermifuge dans les 6 mois précédant l'analyse	126	75	201
Total	163	98	261

ANNEXE 5 : tableaux de contingence entre la charge d'un genre de parasite et l'espèce

- 1) Tableau de contingence ($p = 0.00011$) entre la charge parasitaire en œufs de strongles indifférenciés et l'espèce

	< 200 opg	[200;500] opg	> 500 opg	Total
Lamas	108	30	12	150
Alpagas	101	3	7	111
Total	209	33	19	261

- 2) Tableau de contingence ($p = 0,052$) entre la charge parasitaire en *Nematodirus* sp. et l'espèce

	< 200 opg	[200;1200] opg	Total
Lamas	145	5	150
Alpagas	111	0	111
Total	256	5	261

- 3) Tableau de contingence ($p = 0,27$) entre la charge parasitaire en *Trichuris* sp. et l'espèce

	< 200 opg	[200;500] opg	> 500 opg	Total
Lamas	144	4	2	150
Alpagas	110	1	0	111
Total	254	5	2	261

ANNEXE 6 : tableaux de contingence entre la charge d'un genre de parasite et le type d'élevage

- 1) Tableau de contingence ($p = 0,02$) entre la charge parasitaire en œufs de strongles indifférenciés et le type d'élevage

	< 200 opg	[200;500] opg	> 500 opg	Total
Mono-espèces	149	31	15	195
Poly-espèces	60	2	4	66
Total	209	33	19	261

- 2) Tableau de contingence ($p = 0,19$) entre la charge parasitaire en *Nematodirus* sp. et le type d'élevage

	< 200 opg	[200;1200] opg	Total
Mono-espèces	190	5	195
Poly-espèces	66	0	66
Total	256	5	261

- 3) Tableau de contingence ($p = 0,68$) entre la charge parasitaire en *Trichuris* sp. et le type d'élevage

	< 200 opg	[200;500] opg	> 500 opg	Total
Mono-espèces	189	4	2	195
Poly-espèces	65	1	0	66
Total	254	5	2	261

ANNEXE 7 : tableaux de contingence entre la charge d'un genre de parasite et l'âge des animaux

- 1) Tableau de contingence ($p = 0.0198$) entre la charge parasitaire en œufs de strongles indifférenciés et l'âge des animaux

	< 200 opg	[200;500] opg	> 500 opg
Médiane d'âge en mois	72	81	114

- 2) Tableau de contingence entre la charge parasitaire en *Nematodirus* sp. et l'âge des animaux

	< 200 opg	≥ 200 opg
Médiane d'âge en mois	72	9

- 3) Tableau de contingence ($p = 0,011$) entre la charge parasitaire en *Trichuris* sp. et l'âge des animaux

	< 200 opg	[200;500] opg	> 500 opg
Médiane d'âge en mois	72	9	94,5

ANNEXE 8 : tableaux de contingence entre la charge d'un genre de parasite et le sexe de l'animal

- 1) Tableau de contingence ($p = 0,71$) entre la charge parasitaire en œufs de strongles indifférenciés et le sexe de l'animal

	< 200 opg	[200;500] opg	> 500 opg	Total
Mâle	79	13	9	101
Femelle	130	20	10	160
Total	209	33	19	261

- 2) Tableau de contingence ($p = 0,39$) entre la charge parasitaire en *Nematodirus* sp. et le sexe de l'animal

	< 200 opg	[200;1200] opg	Total
Mâle	100	1	101
Femelle	156	4	160
Total	256	5	261

- 3) Tableau de contingence ($p = 0,65$) entre la charge parasitaire en *Trichuris* sp. et le sexe de l'animal

	< 200 opg	[200;500] opg	> 500 opg	Total
Mâle	99	1	1	101
Femelle	155	4	1	160
Total	254	5	2	261

ANNEXE 9 : tableaux de contingence entre la charge d'un parasite et les traitements anthelminthiques

- 1) Tableau de contingence ($p = 0,38$) entre la charge parasitaire en œufs de strongles indifférenciés et les traitements anthelminthiques

	< 200 opg	[200;500] opg	> 500 opg	Total
Animaux traités par un vermifuge dans les 6 mois précédant l'analyse	160	28	13	201
Animaux non traités par un vermifuge dans les 6 mois précédant l'analyse	49	5	6	60
Total	209	33	19	261

- 2) Tableau de contingence ($p = 0,87$) entre la charge parasitaire en *Nematodirus* sp. et les traitements anthelminthiques

	< 200 opg	[200;1200] opg	Total
Animaux traités par un vermifuge dans les 6 mois précédant l'analyse	197	4	201
Animaux non traités par un vermifuge dans les 6 mois précédant l'analyse	59	1	60
Total	256	5	261

- 3) Tableau de contingence ($p = 0,09$) entre la charge parasitaire en *Trichuris* sp. et les traitements anthelminthiques

	< 200 opg	[200;500] opg	> 500 opg	Total
Animaux traités par un vermifuge dans les 6 mois précédant l'analyse	198	2	1	201
Animaux non traités par un vermifuge dans les 6 mois précédant l'analyse	56	3	1	60
Total	254	5	2	261

ANNEXE 10 : tableau de contingence ($p = 0,025$) entre le fait que les animaux aient été traités dans les six derniers mois et l'espèce

	Nombre d'animaux non traités dans les six mois précédant l'analyse	Nombre d'animaux traité dans les six mois précédant l'analyse	Total
Lamas	42	108	150
Alpagas	18	93	111
Total	60	201	261

ANNEXE 11 : tableau de contingence ($p = 0,35$) entre l'âge des animaux et l'espèce

	< 1,5 ans	[1,5;3] ans]3;10] ans	> 10 ans	Inconnu	Total
Lamas	13	27	74	32	4	150
Alpagas	16	24	46	22	3	111
Total	29	51	120	54	7	261

ANNEXE 12 : tableau de contingence ($p = 6,6 \cdot 10^{-18}$) entre le type d'élevage et l'espèce

	Élevages mono-espèces	Élevages poly-espèces	Total
Lamas	142	8	150
Alpagas	53	58	111
Total	195	66	261

ANNEXE 13 : tableau de contingence ($p = 0,82$) entre le fait que les animaux aient été traités dans les six mois précédant l'analyse et leur âge

	< 1,5 ans	[1,5;3] ans]3;10] ans	> 10 ans	Age inconnu	Total
Animaux non traités dans les six mois précédant l'analyse	8	10	27	14	1	60
Animaux traités dans les six mois précédant l'analyse	21	41	93	40	6	201
Total	29	51	120	54	7	261

ANNEXE 14 : tableau de répartition des animaux négatifs et positifs selon leur âge

	Négatifs	Positifs	Total
Animaux ayant strictement moins de 1,5 ans	13	16	29
Animaux ayant au minimum 1,5 ans	145	80	225
Animaux d'âge inconnu	5	2	7
Total	163	98	261

ANNEXE 15 : AMM et formulation du Nexgard® et du Nexgard Spectra®

AMM du Nexgard®

(http://frrcp.merial.com/sitepages/view_RCP_notice.aspx?NomProduit=nexgard_chiens)

Le Nexgard® est indiqué chez les chiens dans le traitement des infestations par les puces (*Ctenocephalides felis* et *C. canis*) pendant au moins cinq semaines. De plus il est aussi indiqué chez les chiens dans le traitement des infestations par les tiques (*Dermacentor reticulatus*, *Ixodes ricinus*, *Rhipicephalus sanguineus*). Un traitement élimine les tiques jusqu'à un mois. Les puces et les tiques doivent s'attacher à l'hôte et commencer leur repas pour être exposés à la substance active.

FORMULATION du Nexgard®

Le dosage par comprimé du Nexgard® est expliqué ci-dessous :

- Comprimé à croquer pour chien de 2 à 4 kg : 11,3 mg d'afoxolaner
- Comprimé à croquer pour chien de 4 à 10 kg : 28,3 mg d'afoxolaner
- Comprimé à croquer pour chien de 10 à 25 kg : 68,0 mg d'afoxolaner
- Comprimé à croquer pour chien de 25 à 50 kg : 136,0 mg d'afoxolaner

AMM du Nexgard Spectra®

(http://frrcp.merial.com/sitepages/view_ML.aspx?NomProduit=nexgard_spectra_chiens)


Le Nexgard Spectra® a les mêmes indications que le Nexgard® contre les puces et les tiques chez les chiens. Il traite en plus, grâce à la milbémycine oxime, des infestations par les nématodes gastro-intestinaux adultes des espèces suivantes : ascarides (*Toxocara canis* et *Toxascaris leonina*), ankylostomes (*Ancylostoma caninum* et *Ancylostoma braziliense*) et trichures (*Trichuris vulpis*). Il est également actif en prévention de la dirofilariose (larves de *Dirofilaria immitis*) pendant un mois.

FORMULATION du Nexgard Spectra®






Le dosage par comprimé du Nexgard Spectra® est expliqué ci-dessous :

- Comprimé à croquer pour chien de 2 à 3,5 kg : 9,375 mg d'afoxolaner et 1,875 mg de milbémycine oxime
- Comprimé à croquer pour chien de 3,5 à 7,5 kg : 18,75 mg d'afoxolaner et 3,75 mg de milbémycine oxime
- Comprimé à croquer pour chien de 7,5 à 15 kg : 37,50 mg d'afoxolaner et 7,50 mg de milbémycine oxime
- Comprimé à croquer pour chien de 15 à 30 kg : 75,00 mg d'afoxolaner et 15,00 mg de milbémycine oxime
- Comprimé à croquer pour chien de 30 à 60 kg : 150,00 mg d'afoxolaner et 30,00 mg de milbémycine oxime







ANNEXE 16 : évolution clinique d'un animal traite à l'ivermectine (cuisse intérieure gauche)

<p data-bbox="485 304 520 338">J0</p> 	<p data-bbox="1082 304 1117 338">J2</p> 
<p data-bbox="485 857 520 891">J4</p> 	<p data-bbox="1082 857 1117 891">J8</p> 
<p data-bbox="485 1435 520 1469">J14</p> 	<p data-bbox="1082 1435 1117 1469">J21</p> 

ANNEXE 17 : évolution clinique d'un animal traité à l'afoxolaner (pli axillaire droit)

<p data-bbox="485 304 520 338">J0</p> 	<p data-bbox="1082 304 1117 338">J2</p> 
<p data-bbox="485 857 520 891">J4</p> 	<p data-bbox="1082 857 1117 891">J8</p> 
<p data-bbox="485 1435 520 1469">J14</p> 	<p data-bbox="1082 1435 1117 1469">J21</p> 

ANNEXE 18 : évolution clinique d'un animal traité à l'afoxolaner et à la milbémycine oxime (pli axillaire droit)

<p data-bbox="485 304 520 336">J0</p> 	<p data-bbox="1086 304 1121 336">J2</p> 
<p data-bbox="485 855 520 887">J4</p> 	<p data-bbox="1086 855 1121 887">J8</p> 
<p data-bbox="485 1433 520 1464">J14</p> 	<p data-bbox="1086 1433 1121 1464">J21</p> 

ANNEXE 19 : tableau répertoriant les scores cliniques par animal et par groupe pour les animaux de Macusani

Traitement reçu	Numéro de l'animal	J0	J14
Ivermectine	1I	3	2
Ivermectine	2I	3	1
Ivermectine	3I	3	2
Ivermectine	4I	3	1
Ivermectine	5I	3	1
	Moyenne	3	1,4
	Écart-type	0	0,55
Afoxolaner	1A	3	1
Afoxolaner	2A	3	1
Afoxolaner	3A	3	1
Afoxolaner	4A	3	1
Afoxolaner	5A	3	2
	Moyenne	3	1,2
	Écart-type	0	0,45
Afoxolaner + milbémycine	1AM	3	2
Afoxolaner + milbémycine	2AM	3	2
Afoxolaner + milbémycine	3AM	3	1
Afoxolaner + milbémycine	4AM	3	1
Afoxolaner + milbémycine	5AM	3	1
	Moyenne	3	1,4
	Écart-type	0	0,55

ANNEXE 20 : tableau répertoriant les notes sur l'observation des raclages cutanés par animal et par groupe pour les animaux de Macusani

Traitement reçu	Numéro de l'animal	J0	J14
Ivermectine	1I	3	1
Ivermectine	2I	1	1
Ivermectine	3I	2	1
Ivermectine	4I	2	1
Ivermectine	5I	2	1
	Moyenne	2	1
	Écart-type	0,71	0
Afoxolaner	1A	3	1
Afoxolaner	2A	3	1
Afoxolaner	3A	2	0
Afoxolaner	4A	3	1
Afoxolaner	5A	3	2
	Moyenne	2,8	0,8
	Écart-type	0,45	0,45
Afoxolaner + milbémycine	1AM	3	1
Afoxolaner + milbémycine	2AM	3	1
Afoxolaner + milbémycine	3AM	2	1
Afoxolaner + milbémycine	4AM	2	1
Afoxolaner + milbémycine	5AM	3	1
	Moyenne	2,6	1
	Écart-type	0,55	0

ÉVALUATION DE LA PRÉSENCE DES NÉMATODES GASTRO-INTESTINAUX ET DES AGENTS DE LA GALE CHEZ LES PETITS CAMÉLIDES EN FRANCE ET ESSAI THÉRAPEUTIQUE SUR LA GALE DES ALPAGAS DU SUD DU PÉROU

NOM et Prénom : LOISEAUX Juliette

Résumé :

Les petits camélidés sont des animaux originaires d'Amérique du Sud. En 2012, 8000 à 10000 individus sont recensés en France. Les conditions d'élevage et l'utilisation des petits camélidés ne sont pas les mêmes entre la France et le Pérou. Les caractéristiques d'élevage des petits camélidés les rendent sensibles à certaines affections pathologiques et plus particulièrement au parasitisme interne comme externe. La littérature scientifique répertorie une grande diversité de parasites internes chez les petits camélidés en Amérique du Sud, avec une majorité de strongles gastro-intestinaux mais peu d'informations existent sur les petits camélidés de France. En ce qui concerne les parasites externes, la gale est le problème majeur au Pérou, notamment à cause de sa sévérité et des conséquences sur la fibre des lamas et des alpagas, tandis qu'en France, des problèmes de résistances aux traitements conventionnels ont été rapportés.

Une étude coproscopique et cutanée a été réalisée sur des lamas et alpagas de France permettant de donner une photographie étendue de la présence des nématodes gastro-intestinaux et des agents des gales. Puis, un essai thérapeutique de l'isoxazoline Afoxolaner a été réalisé sur des alpagas atteints de gale au sud du Pérou.

En France, les animaux prélevés (111 alpagas et 150 lamas) faisaient partie d'élevages membres de l'AFLA. Les analyses coproscopiques ont été faites entre début mars et mi-juillet 2017 par la technique de flottation quantitative sur lames de Mac Master. Les nématodes gastro-intestinaux mis en évidence sont des strongles digestifs dont *Nematodirus sp.* et *Trichuris sp.*. Dans notre échantillon, 62,5 % des animaux (163/261) présentent une charge parasitaire faible (<100 opg). Les lamas de notre échantillon semblent plus parasités que les alpagas. En effet, les lamas représentent 73,5 % (72/98) des animaux positifs (≥ 100 opg) contre 26,5% (26/98) pour les alpagas. D'autre part, la charge parasitaire et l'âge semblent être associés pour les strongles et pour *Trichuris sp.*. En ce qui concerne la gale des lamas et des alpagas en France, le parasite mis en évidence est *Chorioptes bovis*.

Au Pérou, l'étude de l'efficacité des traitements sur la gale sarcoptique des alpagas a été réalisée par l'observation clinique des lésions et par l'analyse de raclages cutanés aux jours 2, 4, 8, 14 et 21 après administration du traitement. L'étude expérimentale a mis en évidence l'efficacité de trois traitements sur la gale sarcoptique des alpagas 21 jours après leur administration.

Mots clés : PARASITOLOGIE / PARASITOSE / NEMATODE / GALE / PARASITE INTERNE / PARASITE EXTERNE / THERAPEUTIQUE / ANTIPARASITAIRE / CAMELIDE / ALPAGA / LAMA / FRANCE / PÉROU

Jury :

Président : Pr.

Directeur : Dr Risco-Castillo Véronica

Assesseur : Dr Arné Pascal

ASSESSMENT OF THE PRESENCE OF GASTROINTESTINAL NEMATODES AND OF THE MANGE PATHOGEN AGENTS BY CAMELIDS GROUPS IN FRANCE AND MANGE THERAPEUTIC TESTING ON ALPACAS IN SOUTH PERU

SURNAME and Name: LOISEAUX Juliette

Summary:

Small camelids come from South America. In 2012, 8,000 to 10,000 animals were identified in France. Husbandries conditions and usage of small camelids are not the same in France and Peru. Husbandry characteristics of small camelids make them sensitive to certain diseases and more particularly sensitive to internal and external parasitism. The scientific literature lists among the small camelids in South America a large variety of internal parasitism with a majority of gastrointestinal strongyles but almost no information are available by the small camelids in France. Regarding external parasitism, mange is the major problem in Peru, particularly due to its severity and the consequences on the llamas and alpacas wool fibers quality whereas in France, resistances to conventional drugs have been reported.

A coproscopic and skin study made on llamas and alpacas in France has enabled to get a snapshot of the presence of gastrointestinal nematodes and mange agents. Then a therapeutic testing of the isoxazoline Afoxolaner was made on alpacas affected by the mange, in South Peru.

In France, sampled animals (111 alpacas and 150 llamas) were part of AFLA member's husbandries. The coproscopic analysis were carried out between March and mid-July 2017 using the quantitative flotation technic on Mac Master chamber. The gastrointestinal nematodes brought out are digestive strongyles such as *Nematodirus* sp. and *Trichuris* sp.. In our sample, 62.5% of the animals (163/261) have a low parasitic load (< 100 opg). Llamas of our sample have a higher parasitic load than the alpacas. Among those whose test is positive (\geq 100 opg), we find 73.5% (72/98) of llamas and 26.5% (26/98) of alpacas. On the other hand, the parasitic load and the age of the animal seem to be associated for the strongyles and *Trichuris* sp.. Regarding mange of the llamas and alpacas, the parasite identified is *Chorioptes bovis*.

In Peru, the study of the treatment efficiency on the sarcoptic mange of alpacas was made by the clinical observation of the lesions and by the analysis of skin scrapings on day 2, 4, 8, 14 and 21 after treatment administration. The experimental study has revealed the efficiency of three treatments on the sarcoptic mange of alpacas 21 days after its administration.

Key words: PARASITOLOGY / PARASITOSIS / NEMATODE / MANGE / INTERNAL PARASITE / EXTERNAL PARASITE / THERAPEUTIC / ANTIPARASITAIRE / CAMELID / ALPACA / LLAMA / FRANCE / PERU

Jury:

President: Pr.

Director: Dr Risco-Castillo Véronica

Assessor: Dr Arné Pascal