

**VETAGRO SUP
CAMPUS VETERINAIRE DE LYON**

Année 2018 - Thèse n°101

***REALISATION D'UN ATLAS COPROSCOPIQUE SUR
DES HERBIVORES DE PARCS ANIMALIERS EN FRANCE***

THESE

Présentée à l'UNIVERSITE CLAUDE-BERNARD - LYON I

(Médecine - Pharmacie)

et soutenue publiquement le 7 décembre 2018

pour obtenir le grade de Docteur Vétérinaire

par

LATHUILLIERE Alex



VetAgro Sup



**VETAGRO SUP
CAMPUS VETERINAIRE DE LYON**

Année 2018 - Thèse n°101

***REALISATION D'UN ATLAS COPROSCOPIQUE SUR
DES HERBIVORES DE PARCS ANIMALIERS EN FRANCE***

THESE

Présentée à l'UNIVERSITE CLAUDE-BERNARD - LYON I
(Médecine - Pharmacie)
et soutenue publiquement le 7 décembre 2018
pour obtenir le grade de Docteur Vétérinaire

par

LATHUILLIERE Alex



Liste des Enseignants du Campus Vétérinaire de Lyon (1er mars 2018)

Nom	Prénom	Département	Grade
ABITBOL	Marie	DEPT-BASIC-SCIENCES	Maître de conférences
ALVES-DE-OLIVEIRA	Laurent	DEPT-BASIC-SCIENCES	Maître de conférences
ARCANGIOLI	Marie-Anne	DEPT-ELEVAGE-SPV	Professeur
AYRAL	Florence	DEPT-ELEVAGE-SPV	Maître de conférences
BECKER	Claire	DEPT-ELEVAGE-SPV	Maître de conférences
BELLUCO	Sara	DEPT-AC-LOISIR-SPORT	Maître de conférences
BENAMOU-SMITH	Agnès	DEPT-AC-LOISIR-SPORT	Maître de conférences
BENOIT	Etienne	DEPT-BASIC-SCIENCES	Professeur
BERNY	Philippe	DEPT-BASIC-SCIENCES	Professeur
BONNET-GARIN	Jeanne-Marie	DEPT-BASIC-SCIENCES	Professeur
BOULCHER	Caroline	DEPT-BASIC-SCIENCES	Maître de conférences
BOURLOISEAU	Gilles	DEPT-ELEVAGE-SPV	Professeur
BOURGAIN	Gilles	DEPT-ELEVAGE-SPV	Maître de conférences
BRUYERE	Pierre	DEPT-BASIC-SCIENCES	Maître de conférences
BUFF	Samuel	DEPT-BASIC-SCIENCES	Maître de conférences
BUROUJOSSE	Thierry	DEPT-BASIC-SCIENCES	Professeur
CACHON	Thibaut	DEPT-AC-LOISIR-SPORT	Maître de conférences
CADOHE	Jean-Luc	DEPT-AC-LOISIR-SPORT	Professeur
CALLAET CARDINAL	Marie-Pierre	DEPT-ELEVAGE-SPV	Maître de conférences
CAROLZIO	Claude	DEPT-AC-LOISIR-SPORT	Maître de conférences
CHABANNE	Luc	DEPT-AC-LOISIR-SPORT	Professeur
CHALVET-MONFRAY	Karine	DEPT-BASIC-SCIENCES	Professeur
DE BOYER DES ROCHES	Alice	DEPT-ELEVAGE-SPV	Maître de conférences
DELIGNETTE-MULLER	Marie-Laure	DEPT-BASIC-SCIENCES	Professeur
DEMOIT	Pierre	DEPT-ELEVAGE-SPV	Professeur
DJELCILIADJI	Zorée	DEPT-ELEVAGE-SPV	Maître de conférences
ESCRIBOU	Catherine	DEPT-AC-LOISIR-SPORT	Maître de conférences
FRIKH	Mohamed-Ridha	DEPT-ELEVAGE-SPV	Maître de conférences
GALIA	Wessam	DEPT-ELEVAGE-SPV	Maître de conférences Stagiaire
GILOT-ROMONT	Emmanuelle	DEPT-ELEVAGE-SPV	Professeur
GONTIER	Alain	DEPT-ELEVAGE-SPV	Maître de conférences
GRANCHER	Denis	DEPT-BASIC-SCIENCES	Maître de conférences
GREZEL	Delphine	DEPT-BASIC-SCIENCES	Maître de conférences
HUGONNIARD	Marine	DEPT-AC-LOISIR-SPORT	Maître de conférences
JANKOWIAK	Bernard	DEPT-ELEVAGE-SPV	Maître de conférences Contractuel
JAUSSAUD	Philippe	DEPT-BASIC-SCIENCES	Professeur
JEANNERIN	Anne	DEPT-ELEVAGE-SPV	Inspecteur en santé publique vétérinaire (ISPV)
JOSSON-SCHRAMME	Anne	DEPT-BASIC-SCIENCES	Maître de conférences Contractuel
JUNOT	Stéphane	DEPT-AC-LOISIR-SPORT	Maître de conférences
KODJIC	Angeli	DEPT-ELEVAGE-SPV	Professeur
KRAFF	Emilie	DEPT-AC-LOISIR-SPORT	Maître de conférences
LAABERNI	Maria-Halima	DEPT-ELEVAGE-SPV	Maître de conférences
LAMBLERT	Véronique	DEPT-BASIC-SCIENCES	Maître de conférences
LE GRANDE	Dominique	DEPT-ELEVAGE-SPV	Professeur
LEBLOUIN	Agnès	DEPT-AC-LOISIR-SPORT	Professeur
LEDOUX	Dorothee	DEPT-ELEVAGE-SPV	Maître de conférences Stagiaire
LEFEBVRE	Sébastien	DEPT-BASIC-SCIENCES	Maître de conférences Stagiaire
LEFRANC-POHL	Anne-Cécile	DEPT-BASIC-SCIENCES	Maître de conférences
LEPAGE	Olivier	DEPT-AC-LOISIR-SPORT	Professeur
LOUZEK	Vanessa	DEPT-BASIC-SCIENCES	Professeur
MARCIAL	Thierry	DEPT-AC-LOISIR-SPORT	Professeur
MATEJKA	Stevana	DEPT-AC-LOISIR-SPORT	Maître de conférences Contractuel
MOISSONNIER	Pierre	DEPT-AC-LOISIR-SPORT	Professeur
MOUNIER	Luc	DEPT-ELEVAGE-SPV	Professeur
PEPIN	Michel	DEPT-BASIC-SCIENCES	Professeur
PIN	Didier	DEPT-AC-LOISIR-SPORT	Professeur
PONCE	Frédérique	DEPT-AC-LOISIR-SPORT	Professeur
PORTIER	Karine	DEPT-AC-LOISIR-SPORT	Professeur
POUZOT-NEVORET	Céline	DEPT-AC-LOISIR-SPORT	Maître de conférences
PROUILLAC	Caroline	DEPT-BASIC-SCIENCES	Maître de conférences
REMY	Denise	DEPT-AC-LOISIR-SPORT	Professeur
RENE MARTELLET	Magalie	DEPT-ELEVAGE-SPV	Maître de conférences
RIVES	Germain	DEPT-ELEVAGE-SPV	Maître de conférences Contractuel
ROGER	Thierry	DEPT-BASIC-SCIENCES	Professeur
SABATIER	Philippe	DEPT-ELEVAGE-SPV	Professeur
SAWAYA	Serge	DEPT-BASIC-SCIENCES	Maître de conférences
SCHRAMME	Michael	DEPT-AC-LOISIR-SPORT	Professeur
SERGEANT	Delphine	DEPT-ELEVAGE-SPV	Professeur
THIEBAULT	Jean-Jacques	DEPT-BASIC-SCIENCES	Maître de conférences
THOMAS-CANCIAN	Auréli	DEPT-AC-LOISIR-SPORT	Maître de conférences Contractuel
TORTEREAU	Antonin	DEPT-AC-LOISIR-SPORT	Maître de conférences
VIGUIER	Eric	DEPT-AC-LOISIR-SPORT	Professeur
VIRIEUX-WATRELOT	Dorothee	DEPT-AC-LOISIR-SPORT	Maître de conférences Contractuel
ZENNER	Lionel	DEPT-ELEVAGE-SPV	Professeur

REMERCIEMENTS

A Madame la Professeure Martine WALLON,
Professeure de l'Université Claude Bernard de Lyon,
Pour m'avoir fait l'honneur de présider mon jury de thèse,
Sincères remerciements.

A Monsieur le Docteur Lionel ZENNER,
Professeur de Parasitologie à VetAgro Sup, Campus vétérinaire de Lyon,
Pour vos conseils, votre soutien et votre aide à la réalisation de cette thèse,
Sincères remerciements.

A Madame la Docteure Marie-Pierre CALLAIT-CARDINAL,
Professeure de Parasitologie à VetAgro Sup, Campus vétérinaire de Lyon,
Pour avoir accepté de participer à mon jury de thèse,
Sincères remerciements.

TABLE DES MATIERES

TABLE DES ANNEXES.....	15
TABLE DES FIGURES.....	17
TABLE DES PHOTOGRAPHIES.....	19
TABLE DES SCHEMAS.....	23
TABLE DES TABLEAUX.....	25
INTRODUCTION.....	27
PREMIERE PARTIE : PARASITISME DIGESTIF ET RESPIRATOIRE DES HERBIVORES DE PARC ANIMALIER : GENERALITES ET METHODES DIAGNOSTIQUES	29
I/ Importance et gestion du parasitisme chez les herbivores en parc animalier	31
A – L’importance du parasitisme en parc animalier	31
1. Morbidité et mortalité liées au parasitisme.....	31
2. Prévalence du parasitisme en parc animalier	31
3. Les risques épidémiologiques associés	32
B – Les problématiques de la gestion du parasitisme en parc animalier	33
1. L’environnement	33
2. L’alimentation	34
3. Le climat.....	35
4. La faune sauvage autochtone	35
5. Les transferts d’animaux.....	35
6. Les traitements antiparasitaires.....	36
6.1. Cadre réglementaire.....	36
6.2. Le principe d’allométrie.....	37
6.3. Les contraintes zootechniques	37
6.4. Les résistances aux antiparasitaires en parc animalier.....	38
C – La coproscopie en parc animalier : principes et protocoles.....	39
Méthode de Stoll.....	41
Méthode quantitative de Mac Master.....	43
Méthodes de Baermann et Mac Kenna	45
Recherche de cryptosporidies : Solution de Sheather	47
II/ Les parasitoses digestives et respiratoires des herbivores sauvages.....	49

A – Les Nématodes	50
1. Ordre Strongylida	50
1.1. Ancylostomatoidea	51
1.2. Strongyloidea	52
1.3. Trichostrongyloidea	53
1.4. Metastrongyloidea	55
2. Ordre Rhabditida	57
3. Ordre Spirurida	59
3.1. Spiruroidea	59
3.2. Habronematoidea	59
4. Ordre Ascaridida	61
4.1. Cosmocercoidea : famille des Atractidae	61
4.2. Ascaridoidea	62
5. Ordre Trichinellida	64
6. Ordre Oxyurida	65
B – Les Cestodes	67
C – Les Trématodes digestifs	69
D – Les Protozoaires digestifs	71
1. Phylum des Apicomplexa	71
2. Phylum des Sarcomastigophora	74
3. Phylum des Ciliophora	75
DEUXIEME PARTIE EXPERIMENTALE : REALISATION D’UN ATLAS COPROSCOPIQUE DES HERBIVORES DE PARCS ANIMALIERS EN FRANCE	77
I/ Introduction	79
II/ Matériel et méthodes	81
A – Choix et présentation des familles étudiées	81
1. Cadre de l’étude et choix des familles étudiées	81
2. Présentation des familles d’herbivores étudiées	81
B – Recrutement des parcs animaliers	83
1. Prise de contact	83
2. Présentation des parcs animaliers participants	83
2.1. Le Parc animalier de Branféré	83
2.2. Le Parc zoologique de CERZA	83
2.3. Le Zoo de la Palmyre	84
2.4. Le PAL	84

2.5.	Le Zoo de Lyon	84
2.6.	L'African Safari.....	84
2.7.	Le Zoo de Montpellier.....	85
2.8.	La Réserve zoologique de la Haute-Touche	85
2.9.	Le parc zoologique du Muséum de Besançon	85
2.10.	La Réserve africaine de Sigean.....	85
2.11.	Le Safari de Peaugres.....	86
2.12.	Le ZooParc de Beauval	86
2.13.	Le Parc zoologique de Mulhouse.....	86
2.14.	Le Parc animalier de Sainte Croix.....	86
2.15.	Le Zoo de Vincennes	87
2.16.	Le Bioparc de Doué-la-Fontaine	87
C – Méthode de prélèvement et d'envoi : fiche prélèvement.....		89
D – Analyses coproscopiques.....		90
1.	Méthode d'analyse des prélèvements.....	90
2.	Présentation des résultats d'analyses.....	91
2.1.	Résultats qualitatifs	91
2.2.	Résultats semi-quantitatifs	92
III/ Résultats		93
A – Présentation générale		93
B - Résultats en fonction des espèces hôtes.....		93
C - Résultats en fonction des familles d'herbivores.....		98
D - Les éléments parasitaires observés		99
1.	Les Nématodes	99
2.	Les Cestodes	100
3.	Les Trématodes digestifs.....	100
4.	Les Protozoaires.....	100
E – Présentation des traitements antiparasitaires internes mis en œuvre.....		102
1.	Absence de traitement.....	102
2.	Les Benzimidazoles.....	103
2.1.	Le Fenbendazole	103
2.2.	L'Albendazole.....	103
2.3.	Le Nétobimin.....	104
3.	Les lactones macrocycliques.....	104

3.1. L'Ivermectine.....	104
3.2. La Moxidectine et la Doramectine	104
4. Le Praziquantel et le Pyrantel.....	105
5. Le Lévamisolé	105
6. La Sulfadiméthoxine	105
F – Résultats semi-quantitatifs en fonction des traitements antiparasitaires	107
IV/ Discussion	109
A - Réflexions sur la méthodologie : limites et difficultés	109
1. La collecte et l'envoi des prélèvements.....	109
2. Les techniques de coproscopie.....	110
B - Analyse des résultats	112
1. Cadre et représentativité de l'étude.....	112
2. Interprétation des résultats	112
ATLAS COPROSCOPIQUE DES HERBIVORES DE PARCS ANIMALIERS EN FRANCE	117
I/ Principes généraux d'observation et d'identification.....	119
II/ Clés de diagnoses par famille	121
A - Famille des Bovidés	121
B - Famille des Camélidés.....	123
C - Famille des Cervidés	125
D - Famille des Eléphantidés	127
E - Famille des Equidés.....	128
F - Famille des Giraffidés.....	130
G - Famille des Hippopotamidés	132
H - Famille des Macropodidés.....	133
I - Famille des Rhinocerotidés	134
J - Famille des Tapiridés.....	135
III/ Parasitoses diagnostiquées par coproscopie chez les herbivores.....	137
Anoplocephalidés.....	137
Ascaridoidés.....	139
<i>Balantidium coli</i>	140
Capillaridés	140
Ciliés commensaux	141
<i>Cryptosporidium</i>	142
<i>Cystocaulus</i>	143
<i>Dicrocoelium</i>	144

<i>Dictyocaulus</i>	145
<i>Eimeria</i>	146
Fasciolidés	148
<i>Giardia duodenalis</i>	149
<i>Gongylonema</i>	149
<i>Habronema</i>	150
<i>Lamanema chavezii</i>	150
<i>Macropoxyuris</i>	151
<i>Marshallagia</i>	151
<i>Muellerius</i>	152
<i>Nematodirus</i>	153
<i>Neostrongylus linearis</i>	154
<i>Parabronema</i>	155
Paramphistomatoidés.....	156
<i>Parelaphostrongylus tenuis</i>	158
<i>Physocephalus</i>	158
<i>Pneumostrongylus</i>	159
<i>Protostrongylus</i>	159
Schistosomatoidés.....	160
Strongles digestifs	161
<i>Strongyloides</i>	163
<i>Trichuris</i>	164
<i>Tziminema unachi</i>	165
<i>Varestrongylus</i>	165
DISCUSSION GENERALE	167
CONCLUSION	171
BIBLIOGRAPHIE	173
ANNEXES	205

TABLE DES ANNEXES

Annexe 1. Liste des parasites internes des Bovidés observables par coproscopie.....	207
Annexe 2. Liste des parasites internes des Camélidés observables par coproscopie.....	227
Annexe 3. Liste des parasites internes des Cervidés observables par coproscopie.....	236
Annexe 4. Liste des parasites internes des Eléphantidés observables par coproscopie.....	249
Annexe 5. Liste des parasites internes des Equidés observables par coproscopie.....	256
Annexe 6. Liste des parasites internes des Giraffidés observables par coproscopie.....	264
Annexe 7. Liste des parasites internes des Hippopotamidés observables par coproscopie.....	269
Annexe 8. Liste des parasites internes des Macropodidés observables par coproscopie.....	271
Annexe 9. Liste des parasites internes des Rhinocérotidés observables par coproscopie.....	283
Annexe 10. Liste des parasites internes des Tapiridés observables par coproscopie.....	289
Annexe 11. Traitements antiparasitaires utilisés au cours de l'étude.....	293
Annexe 12. Fiche de prélèvement envoyée aux parcs animaliers.....	300
Annexe 13. Fiche de résultats envoyée au parcs animaliers.....	302

TABLE DES FIGURES

Figure 1. Cycle évolutif des Ancylostomatoidea.....	51
Figure 2. Cycle évolutif des Strongyloidea.....	53
Figure 3. Cycle évolutif des Trichostrongyloidea.....	54
Figure 4. Cycle évolutif des Metastrongyloidea.....	56
Figure 5. Cycle évolutif de <i>Strongyloides sp.</i> : voie parasitaire des femelles parthénogénétiques.....	58
Figure 6. Cycle évolutif des Spiruroidea et Habronematoidea.....	60
Figure 7. Cycle évolutif des Atractidae.....	62
Figure 8. Cycle évolutif des Ascaridoidea des herbivores.....	63
Figure 9. Cycle évolutif des Trichinellida.....	65
Figure 10. Cycle évolutif des Oxyurida.....	66
Figure 11. Cycle évolutif des Anoplocephalidae.....	68
Figure 12. Cycle évolutif des Trématodes digestifs	70
Figure 13. Cycle évolutif des Apicomplexa digestifs.....	72
Figure 14. Cycle évolutif des Sarcostomastigophora et Ciliophora digestifs.....	75
Figure 15. Carte de France présentant les parcs animaliers participants et leur climat.....	88
Figure 16. Répartition des différentes intensités d'infestations parasitaires en parc animalier.....	97
Figure 17. « Prévalence » des différentes classes de parasites retrouvés en parc animalier en France.....	101
Figure 18. Histogramme présentant le nombre de molécules antiparasitaires utilisées par parc animalier participant.....	106
Figure 19. Histogramme présentant l'utilisation de différentes molécules antiparasitaires au sein des parcs animaliers participants.....	106
Figure 20. Histogramme présentant le parasitisme des herbivores en parc animalier en fonction des traitements antiparasitaires mis en œuvre.....	108
Figure 21. Perrin, 2017 – Schéma légendé de certains genres parasitaires.....	120
Figure 22. Clé de diagnose des œufs de parasites observables en coproscopie chez les Bovidés.....	121
Figure 23. Clé de diagnose des larves de parasites observables en coproscopie chez les Bovidés.....	122
Figure 24. Clé de diagnose des œufs de parasites observables en coproscopie chez les Camélidés.....	123
Figure 25. Clé de diagnose des larves de parasites observables en coproscopie chez les Camélidés.....	124
Figure 26. Clé de diagnose des œufs de parasites observables en coproscopie chez les Cervidés.....	125
Figure 27. Clé de diagnose des larves de parasites observables en coproscopie chez les Cervidés.....	126
Figure 28. Clé de diagnose des œufs de parasites observables en coproscopie chez les Eléphantidés.....	127

Figure 29. Clé de diagnose des larves de parasites observables en coproscopie chez les Eléphantidés.....	127
Figure 30. Clé de diagnose des œufs de parasites observables en coproscopie chez les Equidés.....	128
Figure 31. Clé de diagnose des larves de parasites observables en coproscopie chez les Equidés.....	129
Figure 32. Clé de diagnose des œufs de parasites observables en coproscopie chez les Giraffidés....	130
Figure 33. Clé de diagnose des larves de parasites observables en coproscopie chez les Giraffidés...	131
Figure 34. Clé de diagnose des œufs de parasites observables en coproscopie chez les Hippopotamidés.....	132
Figure 35. Clé de diagnose des larves de parasites observables en coproscopie chez les Hippopotamidés.....	132
Figure 36. Clé de diagnose des œufs de parasites observables en coproscopie chez les Macropodidés.....	133
Figure 37. Clé de diagnose des larves de parasites observables en coproscopie chez les Macropodidés.....	133
Figure 38. Clé de diagnose des œufs de parasites observables en coproscopie chez les Rhinocérotidés.....	134
Figure 39. Clé de diagnose des larves de parasites observables en coproscopie chez les Rhinocérotidés.....	134
Figure 40. Clé de diagnose des œufs de parasites observables en coproscopie chez les Tapiridés.....	135
Figure 41. Clé de diagnose des larves de parasites observables en coproscopie chez les Tapiridés.....	136

TABLE DES PHOTOGRAPHIES

Photographie 1. Service de Parasitologie de VetAgro Sup – Mouton du Cameroun – <i>Moniezia sp.</i> ...	138
Photographie 2. Perera <i>et al.</i> 2017 – Eléphant d’Asie – <i>Anoplocephala sp.</i>	138
Photographie 3. Haukisalmi 2005 – <i>Tapir indicus</i> – <i>Anoplocephaloides indicata</i> (Echelle : 50µm)...	138
Photographie 4. Guerrero et Castellanos 2016 – <i>Tapir pinchaque</i> – <i>Flabellioskrjabinia sp.</i> (Echelle : 50µm)	138
Photographie 5. Service de Parasitologie de VetAgro Sup – Âne de Somalie – <i>Parascaris equorum</i> ...	139
Photographie 6. Service de Parasitologie de VetAgro Sup – <i>Balantidium coli</i>	140
Photographie 7. Service de Parasitologie de VetAgro Sup – Alpaga – <i>Capillaria sp.</i>	140
Photographie 8. Service de Parasitologie de VetAgro Sup – Girafe – <i>Capillaria sp.</i>	140
Photographie 9. Service de Parasitologie de VetAgro Sup – Eléphant d’Afrique – <i>Triplumaria sp.</i> ...	141
Photographie 10. Service de Parasitologie de VetAgro Sup – Eléphant d’Asie – <i>Triplumaria sp.</i>	141
Photographie 11. Service de Parasitologie de VetAgro Sup – Rhinocéros blanc – Cilié commensal....	141
Photographie 12. Service de Parasitologie de VetAgro Sup – Bovin – <i>Cryptosporidium</i>	142
Photographie 13. Rafle <i>et al.</i> 2015 – Larve de stade 1 de <i>Cystocaulus ocreatus</i> (Echelle : 10µm).....	143
Photographie 14. Service de Parasitologie de VetAgro Sup – Alpaga – <i>Dicrocoelium dentriticum</i>	144
Photographie 15. Service de Parasitologie de VetAgro Sup – Mouton d’Ouessant – <i>Dicrocoelium dentriticum</i>	144
Photographie 16. Service de Parasitologie de VetAgro Sup – Chevreuil – Larve de stade 1 de <i>Dictyocaulus viviparus</i>	145
Photographie 17. Deplazes <i>et al.</i> 2016 – <i>Dictyocaulus arnfieldi</i> :	
a. Vue latérale ; b. extrémité postérieure.....	145
Photographie 18. Service de Parasitologie de VetAgro Sup – Dromadaire – <i>Eimeria cameli</i>	146
Photographie 19. Service de Parasitologie de VetAgro Sup – Mouton – <i>Eimeria sp.</i> (Oocyste sporulé).....	147
Photographie 20. Service de Parasitologie de VetAgro Sup – Hippopotame – Oocyste coccidien non sporulé.....	147
Photographie 21. Service de Parasitologie de VetAgro Sup – Daim – Oocyste coccidien non sporulé.....	147
Photographie 22. Service de Parasitologie de VetAgro Sup – Cerf sika de Dibowsky – Oocyste coccidien non sporulé.....	147
Photographie 23. Service de Parasitologie de VetAgro Sup – Wallaby de Bennett – <i>Eimeria sp.</i> (Oocyste sporulé)	147

Photographie 24. Service de Parasitologie de VetAgro Sup – Wallaby des rochers – <i>Eimeria sp.</i> (Oocystes sporulé et non sporulé).....	147
Photographie 25. Hing <i>et al.</i> 2013 –Eléphant d’Asie – <i>Fasciola sp.</i>	148
Photographie 26. Obanda <i>et al.</i> 2011 – Eléphant d’Afrique – <i>Protofasciola robusta</i>	148
Photographie 27. Service de Parasitologie de VetAgro Sup – Antilope nilgaut – <i>Fasciola sp.</i>	148
Photographie 28. Service de Parasitologie de VetAgro Sup – <i>Fasciola sp.</i> (Objectif x40).....	148
Photographie 29. Service de Parasitologie de VetAgro Sup – <i>Giardia duodenalis</i> :	
A : Trophozoïte ; B : Oocyste	149
Photographie 30. Sato <i>et al.</i> 2005 – <i>Gongylonema pulchrum</i> (Echelle : 50µm).....	149
Photographie 31. Junquera 2007 – <i>Habronema sp.</i> (45x11µm)	150
Photographie 32. Jarvinen <i>et al.</i> 2014 – Lama – <i>Lamanema chavezii</i> :	
A : œuf après 24h à 4°C ; B : œuf larvé (Echelle : 200µm)	150
Photographie 33. Service de Parasitologie de VetAgro Sup – Oryx gazelle – <i>Marshallagia sp.</i>	151
Photographie 34. Service de Parasitologie de VetAgro Sup – Girafe – <i>Marshallagia sp.</i>	151
Photographie 35. Service de Parasitologie de VetAgro Sup – Larve de stade 1 de <i>Muellerius capillaris</i>	152
Photographie 36. Service de Parasitologie de VetAgro Sup – Guanaco – <i>Nematodirus sp.</i>	153
Photographie 37. Service de Parasitologie de VetAgro Sup – Alpaga – <i>Nematodirus battus</i>	153
Photographie 38. Service de Parasitologie de VetAgro Sup – Daim – <i>Nematodirus sp.</i>	153
Photographie 39. Service de Parasitologie de VetAgro Sup – Larve de stade 1 de <i>Neostromylus linearis</i>	154
Photographie 40. Service de Parasitologie de VetAgro Sup – Rhinocéros blanc – <i>Oxyuris sp.</i>	155
Photographie 41. Trejo-Macías <i>et al.</i> 2007 – <i>Parabronema sp.</i> (Echelle : 10µm).....	155
Photographie 42. Service de Parasitologie de VetAgro Sup – Daim – <i>Paramphistomum sp.</i>	157
Photographie 43. Service de Parasitologie de VetAgro Sup – Watusi – <i>Paramphistomum sp.</i>	157
Photographie 44. Speare 1983 – 1 : Œuf de <i>Gemmellicotyle wallabicola</i> ; 2 : Oeuf de <i>Macrotrema pertinax</i> (Echelle : 10µm).....	157
Photographie 45. Service de Parasitologie de VetAgro Sup – Œuf de <i>Physocephalus sexalatus</i>	158
Photographie 46. Panayotova-Pencheva 2008 – Photo (c) et schéma (d) d’une larve de stade 1 de <i>Protostrongylus rupicaprae</i>	159
Photographie 47. Kinsella <i>et al.</i> 2004 – Eléphant d’Afrique - <i>Bivitellobilharzia sp.</i> (x100).....	160
Photographie 48. Devkota <i>et al.</i> 2014 – Rhinocéros indien – Œuf de <i>Bivitellobilharzia nairi</i> (Echelle : 15µm).....	160
Photographie 49. Service de Parasitologie de VetAgro Sup – Mouflon à manchettes.....	162
Photographie 50. Service de Parasitologie de VetAgro Sup – Vigogne.....	162

Photographie 51. Service de Parasitologie de VetAgro Sup – Renne.....	162
Photographie 52. Service de Parasitologie de VetAgro Sup – Zèbre de Grant.....	162
Photographie 53. Červená <i>et al.</i> 2017 – Eléphant d’Afrique – <i>Mammomonogamus sp.</i>	162
Photographie 54. Service de Parasitologie de VetAgro Sup – Kangourou roux.....	162
Photographie 55. Service de Parasitologie de VetAgro Sup – Cobe de Mrs Gray – <i>Strongyloides sp.</i>	163
Photographie 56. Service de Parasitologie de VetAgro Sup – Wallaby de Bennett – <i>Strongyloides sp.</i>	163
Photographie 57. Service de Parasitologie de VetAgro Sup – Cerf élaphe – <i>Strongyloides sp.</i>	163
Photographie 58. Service de Parasitologie de VetAgro Sup – Grand Koudou – <i>Trichuris sp.</i>	164
Photographie 59. Service de Parasitologie de VetAgro Sup – Alpaga – <i>Trichuris sp.</i>	164
Photographie 60. Verocai <i>et al.</i> 2014 – Larve de stade 1 de <i>Varestrongylus alces</i> (Echelle : 20µm).....	165

TABLE DES SCHEMAS

Schéma 1. Southwell 1921 – Œuf d’ <i>Anoplocephala vulgaris</i> (Echelle : x600)	138
Schéma 2. Beveridge 2007-2009 – 6 : <i>Progamotaenia ewersi</i> ; 12 : <i>P. tenuis</i> ; 14 : <i>P. ginandrolinearis</i> ; 18 : <i>P. lomatosoma</i> (Echelle : 10µm)	138
Schéma 3. Van Wyk <i>et al.</i> 2004 – Extrémité postérieure de L1 de <i>C. ocreatus</i> (i) et (ii) : variations possibles	143
Schéma 4. Mawson 1964 – Schéma d’un œuf de <i>Macropoxyuris longigularis</i> (Echelle : 50µm)	151
Schéma 5. Morgan 1929 – Extrémité postérieure de <i>Muellerius capillaris</i> (Echelle : 20µm)	152
Schéma 6. Malek 1971 – Œuf de <i>Gastrodiscus aegyptiacus</i> (Echelle : 100µm)	157
Schéma 7. Anderson 1963 – Larve de stade 1 de <i>Parelaphotrongylus tenuis*</i> : 1. Vue latérale ; 2. Vue transversale ; 3. Vue de face ; 4. Vue latérale de l’extrémité postérieure.....	158
Schéma 8. Heinichen 1974 – Larve de stade 1 de <i>Pneumostromgylus calcaratus</i> (Echelle : 13µm)	159
Schéma 9. Güiris-Andrade <i>et al.</i> 2017 – <i>Tapirus pinchaque</i> – Œuf de <i>Tziminema unachi</i> (Echelle : 200µm)	165
Schéma 10. Verocai <i>et al.</i> 2014 – Larve de stade 1 de <i>Varestrongylus alces</i> : 12. Vue latérale ; 13. Extrémité postérieure (Echelle : 20µm)	165

TABLE DES TABLEAUX

Tableau I. Dorchies <i>et al.</i> 2012 – Densités et compositions de différentes solutions denses utilisables.....	44
Tableau II. Résultats d’analyses coproscopiques en fonction des espèces.....	94
Tableau III. Eléments parasitaires observés en coproscopies selon les familles d’herbivores étudiées.....	98
Tableau IV. Présentation des résultats semi-quantitatifs par famille d’herbivores en fonction des traitements antiparasitaires mis en œuvre.....	107

INTRODUCTION

A l'heure où la communauté scientifique internationale évoque la sixième extinction massive – dont l'Homme serait en grande partie responsable – le rôle des vétérinaires de parcs animaliers dans la préservation de la biodiversité et la conservation des espèces n'a jamais été aussi important (Deem, 2007; Hing *et al.*, 2013).

Depuis leur création, les parcs zoologiques présentent au public des animaux exotiques ou sauvages dans un but de divertissement, mais également à des fins éducatives et de conservation (Varadharajan et Pythal, 1999). Sur cet aspect de conservation, ils constituent des acteurs essentiels dans la préservation des espèces en voie d'extinction (Kelly et English, 1997; Parsani *et al.*, 2001) et permettent des études plus approfondies les concernant (Goossens *et al.*, 2005a).

Néanmoins, les conditions de vie en captivité peuvent présenter des risques d'un point de vue sanitaire. Dans leur habitat naturel, les animaux sauvages ont accès à de grands espaces et atteignent un équilibre vis-à-vis de leur charge parasitaire, la liberté de mouvement permettant d'éviter la sur-infestation des pâtures (Dărăbuș *et al.*, 2014; Lim *et al.*, 2008; Sloan, 1965). Le confinement à des enclos de taille limitée constitue donc un facteur de risque sanitaire (Aviruppola *et al.*, 2016; Maesano *et al.*, 2014; Ortiz *et al.*, 2006). La bonne santé des animaux repose sur différents paramètres tels que la nutrition, les conditions environnementales (température, humidité, superficie) mais également l'enrichissement du milieu (Atanaskova *et al.*, 2011; Bandin, 2004). En effet, le stress, la forte densité et le cantonnement à un enclos unique sont autant de facteurs de risque, notamment pour le parasitisme (Geraghty *et al.*, 1982; Gracenea *et al.*, 2002; Pérez Cordon *et al.*, 2008).

Le parasitisme constitue un aspect essentiel de la médecine préventive exercée en parc animalier (Garapin, 2014). En effet, on considère le parasitisme comme l'une des principales causes de morbidité et de mortalité dans les parcs zoologiques, notamment chez les herbivores (Atanaskova *et al.*, 2011; Bartosik et Górski, 2010; Geraghty *et al.*, 1982; Goossens *et al.*, 2005a; Isaza *et al.*, 1990; Kaneene *et al.*, 1985). Ce parasitisme a également un impact sur l'état corporel et la reproduction, point clé dans la conservation des espèces (Baines *et al.*, 2015; Hing *et al.*, 2013; Irvine, 2006). Par ailleurs, en termes d'épidémiologie, les parcs animaliers présentent un risque accru, que ce soit pour différentes espèces cohabitant au sein d'un même enclos ou pour le personnel qui interagit avec elles, en raison d'une augmentation non négligeable des risques de transmission (Gómez *et al.*, 2000). Ces risques zoonotiques peuvent constituer un frein aux échanges d'animaux entre différents parcs, alors que ces échanges contribuent fortement à la conservation des espèces grâce aux programmes de reproduction qu'ils permettent (Garapin, 2014). Des interactions avec la faune sauvage locale ou nos animaux domestiques pourraient également entraîner l'émergence de nouveaux parasites au sein des espèces captives (Ajibade *et al.*, 2010; Bartosik et Górski, 2010; Cunningham, 1996).

Pour donner suite à ce constat, des études scientifiques ont été menées afin de mieux connaître les parasites des animaux sauvages, les méthodes diagnostiques et les traitements envisageables (Ajibade *et al.*, 2010; Bandin, 2004; Chauhan *et al.*, 1973; Collet, 2015; Delgado *et al.*, 2003; Flach et Sewell, 1987; Gorman *et al.*, 1986; Khatun *et al.*, 2014; Kock, 1986; Panayotova-Pencheva, 2013). Malgré cela, il reste plusieurs zones d'ombres concernant les parasites des herbivores sauvages, principalement au niveau de leurs cycles évolutifs ou de leur caractère pathogène. D'autres recherches devront être menées pour permettre un meilleur contrôle du parasitisme dans les parcs zoologiques. A l'heure actuelle, la principale méthode diagnostique utilisée en parc animalier est la coproscopie (Isaza *et al.*, 1990; Perrin, 2017). Toutefois, il n'existe pas à ce jour de guide pratique spécifique des parasites observables chez les animaux de parc animalier, notamment chez les herbivores.

C'est pourquoi, au sein de cette étude, nous avons pour principal objectif la réalisation d'un atlas coproscopique des herbivores de parcs animaliers en France, afin de fournir aux vétérinaires de zoos un outil pratique pour le diagnostic des parasitoses digestives et respiratoires des herbivores. Pour cela, nous avons réalisé un travail expérimental en partenariat avec seize parcs zoologiques. Des études similaires ont d'ores et déjà été réalisées sur les oiseaux et les carnivores (Collet, 2015; Perrin, 2017). Cette étude expérimentale est accompagnée d'un travail bibliographique de synthèse, afin de regrouper les connaissances acquises sur les parasites digestifs et respiratoires observables par coproscopie chez les herbivores sauvages. Nous avons également établi des listes aussi exhaustives que possible des parasites observables par coproscopie chez différentes familles d'herbivores, le but étant de créer une banque de données et de références pouvant servir de porte d'entrée pour des études ultérieures.

**PREMIERE PARTIE : PARASITISME DIGESTIF
ET RESPIRATOIRE DES HERBIVORES DE
PARC ANIMALIER : GENERALITES ET
METHODES DIAGNOSTIQUES**

I/ Importance et gestion du parasitisme chez les herbivores en parc animalier

A – L’importance du parasitisme en parc animalier

1. Morbidité et mortalité liées au parasitisme

Au sein des parcs animaliers, on recense de nombreux cas de morbidité, voire de mortalité, liés au parasitisme. En 1927 au Zoo de Philadelphie, plusieurs décès de ruminants ont été attribués à un parasitisme digestif à la suite d’autopsies mettant en évidence des vers gastriques de types *Haemonchus sp.* associé à *Trichuris ovis* (Canavan, 1929). Une étude rétrospective réalisée au Zoo de Détroit aux Etats-Unis a montré que le parasitisme y était associé à une morbidité chez 60,2% des mammifères étudiés (Kaneene *et al.*, 1985). En Belgique, une étude au Zoo d’Anvers a mis en évidence une corrélation entre une charge parasitaire importante et des cas de diarrhée chez des gazelles (Goossens *et al.*, 2005a). En Inde, entre 1985 et 1989, 12 rhinocéros indiens ont été autopsiés. L’examen du tube digestif a mis en évidence un parasitisme important, avec la découverte de nématodes, de cestodes chez 5 individus, et de kystes hydatiques compatibles avec *Echinococcus sp.* au niveau du foie (Chakraborty et Gogoi, 1995). Au Royaume-Uni, la mort de plusieurs jeunes girafes due à *Dictyocaulus filaria* a été rapportée (Melbourne, 1978). Des cas de cryptosporidioses et de coccidioses ont également été observés chez des herbivores sauvages maintenus en captivité, parfois associés à des signes cliniques importants (Fayer *et al.*, 1991; Fayer et Ungar, 1986; Flach *et al.*, 1991). La mortalité liée au parasitisme peut atteindre des niveaux alarmants, comme le montre l’article de Forrester *et al.* (1974) avec la mort de 39% des faons d’un troupeau de cerfs de Virginie maintenus en captivité entre 1963 et 1972. D’autres articles rapportent également l’implication probable du parasitisme dans des cas de mortalités d’herbivores en parc zoologique (Flach et Sewell, 1987; Fukumoto *et al.*, 1996; Garijo *et al.*, 2004). Par ailleurs, même lorsque le parasitisme ne s’accompagne pas de signes cliniques observables, il réduit les défenses immunitaires de l’organisme et favorise le développement d’autres agents pathogènes (Parsani *et al.*, 2001; Thawait *et al.*, 2014).

2. Prévalence du parasitisme en parc animalier

En termes de prévalence, de nombreuses études ont montré l’importance du parasitisme en parc animalier, avec une prévalence parasitaire variant entre 20 et 80% selon le lieu, les espèces étudiées et les mesures de contrôle mises en œuvre (Ajibade *et al.*, 2010; Atanaskova *et al.*, 2011; Aviruppola *et al.*, 2016; Bartosik et Górski, 2010; Chauhan *et al.*, 1973; Dărăbuș *et al.*, 2009, 2014; Fagiolini *et al.*, 2010; Gaur *et al.*, 1979; Gorman *et al.*, 1986; Gurler *et al.*, 2010; Khatun *et al.*, 2014; Lim *et al.*, 2008; Maesano *et al.*, 2014; Mir *et al.*, 2016; Opara *et al.*,

2010; Panayotova-Pencheva, 2013; Parsani *et al.*, 2001; Pérez Cordón *et al.*, 2008; Rahman *et al.*, 2014; Saad *et al.*, 1983; Singh *et al.*, 2006; Thawait *et al.*, 2014; Tiğın et Unur, 1988; Varadharajan et Kandasamy, 2000). Ces quelques études – parmi de nombreuses autres – permettent de considérer le parasitisme comme l'un des problèmes sanitaires majeurs en parc animalier.

3. Les risques épidémiologiques associés

Dans les parcs zoologiques, la proximité entre différentes espèces exotiques, provenant soit de leur habitat naturel soit d'autres parcs animaliers, représente un risque épidémiologique important vis-à-vis de la transmission de nouveaux pathogènes à des individus dépourvus d'immunité acquise (Ajibade *et al.*, 2010; Appelbee *et al.*, 2005; Cunningham, 1996; Kotecki, 1970).

Dans les parcs animaliers, plusieurs études se sont intéressées aux interactions entre les espèces captives et la faune sauvage autochtone (oiseaux, mammifères, insectes, reptiles, amphibiens) pouvant participer à la transmission de nouveaux parasites et la formation d'espèces réservoirs (Dărăbuș *et al.*, 2014; Gorman *et al.*, 1986; Santos, 2011; Sato *et al.*, 2005; Tahas et Diakou, 2013; Zhang *et al.*, 2000). Il existe également des suspicions quant au risque éventuel de transmission de certains parasites (comme *Giardia duodenalis*) par le personnel, via les vêtements, chaussures et outils de nettoyage, lorsque ceux-ci ne sont pas spécifiques d'un enclos ou que les mesures d'hygiène sont insuffisantes (Atanaskova *et al.*, 2011; Delgado *et al.*, 2003; Garapin, 2014; Mir *et al.*, 2016). Certains pathogènes tels que *Cryptosporidium parvum*, *Toxoplasma gondii* ou *Echinococcus granulosus* présentent notamment des risques zoonotiques majeurs (Mir *et al.*, 2016; Rohela *et al.*, 2005; Zhang *et al.*, 2000).

Au vu de l'importance du parasitisme en parc animalier, il est nécessaire de mettre en place des programmes et des stratégies de gestion du parasitisme, afin de maîtriser au mieux les facteurs de risques spécifiques des parcs animaliers (Kyriánová *et al.*, 2017). Par ailleurs, des phénomènes de résistance aux antiparasitaires ont d'ores et déjà été évoqués ou décrits chez les herbivores sauvages (Garretson *et al.*, 2009; Isaza *et al.*, 1990) ce qui souligne l'importance d'un diagnostic précoce et sensible des parasitoses, associé à une gestion raisonnée du parasitisme.

B – Les problématiques de la gestion du parasitisme en parc animalier

La gestion du parasitisme constitue un enjeu sanitaire majeur dans les parcs animaliers (Atanaskova *et al.*, 2011; Isaza *et al.*, 1990; Rana *et al.*, 2015). Le caractère sauvage des animaux et le faible nombre d'individus par groupe rend difficile l'abord de ce problème comme il est habituellement réalisé pour les animaux domestiques (Goossens *et al.*, 2005a). La gestion du parasitisme doit donc s'adapter aux contraintes imposées par les conditions de vie en captivité d'animaux sauvages et tenir compte des facteurs de risques qui en découlent (Garapin, 2014; Shemshadi *et al.*, 2015). Nous présenterons ici certains de ces facteurs spécifiques aux parcs zoologiques.

1. L'environnement

Les conditions d'hébergement des animaux de zoos présentent plusieurs facteurs de risques vis-à-vis du parasitisme.

Tout d'abord, en dépit des efforts réalisés pour maîtriser les paramètres zootechniques, la captivité constitue un facteur de stress important car elle rend le comportement de fuite impossible. De même, cela induit une modification des interactions sociales au sein d'un groupe, avec un renforcement des compétitions alimentaires et de la reproduction (Garapin, 2014). En outre, lorsqu'un enclos ne permet pas l'expression de certains comportements inhérents à l'espèce présente, on peut voir apparaître des stéréotypies. La présence de visiteurs dans les zoos, plus ou moins associée à une nuisance sonore, peut aussi être source de stress (Dărăbuș *et al.*, 2014). Ce stress diminue les défenses immunitaires de l'hôte et le rend plus sensible aux infestations parasitaires (Atanaskova *et al.*, 2011; Pérez Cordon *et al.*, 2008).

En raison d'une superficie limitée, le confinement à un enclos unique induit également une accumulation marquée de la charge parasitaire dans l'environnement, favorisant l'infestation et les ré-infestations successives (Bandin, 2004; Garijo *et al.*, 2004; Sloan, 1965). Des cas d'infestations multiples ont d'ailleurs été observés en parc animalier (Aviruppola *et al.*, 2016; Canavan, 1929). Les caractéristiques des enclos et des bâtiments sont donc essentielles dans le contrôle du parasitisme. Dans la mesure du possible, elles ne doivent pas permettre la survie et la transmission des parasites. Pour cela, la nature des sols et la conception des bâtiments doivent permettre un nettoyage et une désinfection efficaces (Garapin, 2014).

Toutefois, les prairies permanentes sur lesquelles sont hébergés certains herbivores ne permettent pas la réalisation d'un bon nettoyage. De plus, un système de rotation de pâtures – permettant l'assainissement successif des prairies – est souvent impossible à mettre en œuvre dans un zoo, en raison du manque d'espace disponible et de la difficulté à contenir et déplacer des animaux sauvages (Goossens *et al.*, 2006). Le ramassage quotidien des déjections est

également difficile, voire impossible sur ce type d'enclos (Fagiolini *et al.*, 2010). Afin de limiter la charge parasitaire dans ces enclos, Goossens *et al.* (2006) envisagent la possibilité de réduire les zones de pâture au profit de sols bétonnés ou sableux et de rentrer les animaux pour la nuit. Néanmoins, ceci va à l'encontre de la tendance actuelle des parcs à plutôt investir dans de plus grandes prairies où sont mis en contact différentes espèces.

Ces enclos polyspécifiques contenant des individus d'espèces différentes peuvent présenter un risque parasitaire accru. Un animal peut alors être exposé à des parasites qui lui sont inconnus. Ceci peut aboutir à de nouveaux cas de parasitisme, avec d'éventuelles conséquences cliniques graves (Fukumoto *et al.*, 1996; Garapin, 2014; Garijo *et al.*, 2004). Bien que des études aient montré que certaines associations d'espèces permettent de réduire la charge parasitaire globale – lorsque des parasites sont confrontés à une impasse épidémiologique – il ne s'agit que de cas particuliers, pour des espèces domestiques exposées à une seule espèce parasite, en l'occurrence *Haemonchus contortus* (Calmejane, 2003; Garapin, 2014). La situation au sein des plaines africaines ou asiatiques de nombreux parcs zoologiques est autrement plus complexe. La cohabitation de plusieurs espèces doit donc être pensée en fonction des spectres parasitaires et des sensibilités de chaque espèce (Goossens *et al.*, 2006).

2. L'alimentation

L'alimentation joue également un rôle important dans la gestion du parasitisme. Un mauvais équilibre de la ration ou des comportements de compétition lors de sa distribution peuvent engendrer des pertes d'état et des baisses d'immunité, rendant vulnérables certains individus aux infestations parasitaires (Geraghty *et al.*, 1982; Malan *et al.*, 1997). Ainsi, si la composition de la ration est essentielle à la bonne santé des animaux, le mode de distribution doit également être déterminé en fonction du risque parasitaire. Plusieurs études ont mis en évidence une influence du mode de distribution de la ration sur le parasitisme (Garijo *et al.*, 2004; Garretson *et al.*, 2009). Par exemple, dans leur milieu naturel les girafes se nourrissent principalement au niveau des arbres ou arbustes, ce qui limite leur contamination par d'éventuels nématodes terrestres. Cependant en captivité, il est fréquent de voir des girafes brouter lorsque leur ration est déposée à même le sol. Les girafes s'exposent alors à un parasitisme inhabituel, pouvant s'accompagner de conséquences cliniques (Fukumoto *et al.*, 1996; Garijo *et al.*, 2004). Il est donc préférable de disposer les fourrages dans des râteliers en hauteur, ou dans des contenants nettoyés régulièrement.

La contamination des aliments et de l'eau représente également un risque sanitaire dans les parcs animaliers (Dărăbuș *et al.*, 2014; Garapin, 2014). L'utilisation d'une eau propre et le traitement des eaux usées limitent les risques de transmission d'agents pathogènes (Delgado *et al.*, 2003; Kyriánová *et al.*, 2017). Des contrôles réguliers de l'eau de boisson sont également nécessaires afin d'éviter certaines infestations (Atanaskova *et al.*, 2011).

3. Le climat

Le cycle évolutif d'un parasite aura un cycle de vie souvent différent selon les conditions climatiques. Selon le pays d'origine du parasite, des conditions climatiques extrêmes (froid, sécheresse) pourront stopper l'avancée de la phase exogène, ou à l'inverse, faciliter le maintien de la forme de résistance dans l'environnement (Atanaskova *et al.*, 2011; Garapin, 2014). De manière générale, les parasites dont le cycle n'inclut pas d'hôte intermédiaire sont beaucoup plus fréquents que les Trématodes ou Cestodes en parc animalier, car ces derniers nécessitent un ou plusieurs hôtes intermédiaires, parfois spécifiques d'un pays ou d'une région du monde (Aviruppola *et al.*, 2016; Sloan, 1965).

4. La faune sauvage autochtone

Au sein d'un parc zoologique, les possibilités d'interactions entre les animaux captifs et la faune sauvage autochtone (principalement rongeurs, lagomorphes, chats errants, renards et oiseaux) sont nombreuses (Bartosik et Górski, 2010; Garapin, 2014). Ces populations peuvent constituer des réservoirs ou des vecteurs de parasites, permettant leur transmission et une contamination permanente de l'environnement (Dărăbuș *et al.*, 2014; Gorman *et al.*, 1986; Tahas et Diakou, 2013).

Supprimer les interactions entre la faune sauvage autochtone et les animaux captifs est illusoire. Néanmoins, il est possible de limiter certaines de ces interactions, en luttant contre les rongeurs (Fowler et Mikota, 2006) ou en protégeant les mangeoires et les abreuvoirs d'éventuelles contaminations par les excréments d'oiseaux sauvages, notamment dans les volières (Garapin, 2014).

5. Les transferts d'animaux

Le risque de transmission de maladies infectieuses au cours de transports d'animaux est largement admis sur le plan international, et de nombreuses réglementations mises en place par l'OIE (Office International des Epizooties) en découlent (Leighton, 2002).

Les transferts d'animaux sauvages entre deux parcs zoologiques sont souvent réalisés dans le cadre d'un programme de conservation. Toutefois, ils sont parfois responsables de l'introduction de nouveaux pathogènes, pouvant entraîner le développement de nouvelles maladies au sein d'une population naïve (Cunningham, 1996; Siemering, 1986). De même, un animal importé dans un nouvel environnement est exposé à de nouveaux pathogènes, entraînant une possible contamination. Le risque que cet animal déclare une maladie est alors renforcé par son absence d'immunité acquise (Sloan, 1965).

A titre d'exemple, c'est au cours d'une importation de wapitis et de cerfs de Virginie en Italie en 1865 que fut introduit *Fasciola magna* en Europe. On considère aujourd'hui que ce parasite est présent dans de nombreuses populations de Cervidés en Europe (Samuel *et al.*, 2001). S'il s'agit d'un parasite peu pathogène chez les Cervidés d'Amérique du Nord, les petits ruminants domestiques (chèvre, mouton) y sont particulièrement sensibles (Garapin, 2014). De même, la mort d'une girafe dans un zoo japonais a été reliée à la présence de *Camelostrongylus mentulatus*, probablement importé (Fukumoto *et al.*, 1996). En 1981, lors de l'importation d'une éléphante d'Afrique au Zoo de Dublin, un examen coproscopique a révélé la présence d'œufs de *Paragonimus kellicotti*, un trématode pulmonaire non rencontré en Irlande. Dans ce cas-là, l'absence de l'hôte intermédiaire spécifique (*Pomatiopsis lapidaria*) a permis d'éviter le développement du parasite dans ce nouvel environnement (Geraghty *et al.*, 1982).

Il est donc important que des mesures soient prises en amont de ces transferts, afin de limiter au maximum le risque de transmission de nouveaux pathogènes. Pour les parasites des herbivores sauvages, les recommandations comprennent des examens coproscopiques pour la recherche d'éventuels strongles digestifs ou respiratoires, associée ou non à des traitements antiparasitaires (ectoparasites et endoparasites) selon les résultats (BIAZA, 2014). Une mise en quarantaine est également nécessaire (Barrows *et al.*, 2017; Pye *et al.*, 2018).

6. Les traitements antiparasitaires

Comme nous l'avons vu précédemment, la gestion du parasitisme en parc animalier est délicate et dépend de différents paramètres ne pouvant pas toujours être maîtrisés (infestation des pâtures permanentes, climat, interactions avec la faune sauvage locale). Par conséquent, la gestion du parasitisme en parc animalier repose principalement sur l'utilisation de traitements antiparasitaires (Goossens *et al.*, 2005b). Cependant, travailler avec de multiples espèces sauvages soulève des problématiques vis-à-vis des traitements antiparasitaires et de leur efficacité.

6.1. Cadre réglementaire

L'usage de médicaments chez les animaux sauvages s'intègre dans la législation sur la pharmacie vétérinaire. Il n'existe que peu d'AMM (Autorisation de Mise sur le Marché) pour les espèces sauvages (Beier III *et al.*, 2000a). Le vétérinaire de zoo doit donc souvent utiliser la « Loi de la cascade » (Article L5143-4 du Code de la Santé Publique) qui autorise – en l'absence de produit possédant une AMM – l'utilisation d'un médicament de même indication pour une autre espèce, ou un médicament à usage humain, ou un médicament autorisé dans un autre Etat (Lecu et Petit, 2012).

L'acquisition de médicaments pour un usage interne au parc zoologique peut également s'avérer compliquée pour le vétérinaire de zoo, notamment si celui-ci est salarié. L'arrêt Riaucourt du Conseil d'Etat du 24/01/2007 soumet l'exercice de la pharmacie vétérinaire en France par les vétérinaires de zoos à un règlement plus strict que leurs confrères et consœurs en exercice libéral (Garapin, 2014).

6.2. Le principe d'allométrie

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

Pour les molécules antiparasitaires couramment utilisées en médecine vétérinaire, quelques études pharmacocinétiques ont été menées sur des espèces sauvages, comme chez les Camélidés (Beier III *et al.*, 2000b; Jarvinen *et al.*, 2002) ou les Eléphantidés (Gandolf *et al.*, 2009).

Cependant la plupart du temps, les molécules antiparasitaires sont administrées à des doses empiriques, extrapolées d'espèces domestiques (Fowler et Mikota, 2006; Geurden et Van Hemelrijk, 2005; Jackson, 2003; Jones, 1979; Lia *et al.*, 2010; Qureshi *et al.*, 1994; Suresh *et al.*, 2001). L'extrapolation des doses d'antiparasitaires chez les animaux sauvages est principalement basée sur le poids des animaux (Jones, 1979). Elle ne tient que rarement compte des différences physiologiques et des variations entre les métabolismes, alors que ces dernières peuvent modifier l'absorption et la distribution des molécules. Malheureusement, ces connaissances ne sont pas disponibles pour la plupart des espèces concernées (Gandolf *et al.*, 2009). Selon les espèces, on peut observer une variation de la marge thérapeutique ou une éventuelle toxicité (Garapin, 2014). Pour les antiparasitaires, cela représente un risque d'inefficacité des traitements, tout en favorisant l'apparition de résistances aux antiparasitaires (Gandolf *et al.*, 2009).

6.3. Les contraintes zootechniques

Comme cela a été mentionné dans le paragraphe précédent, la dose administrée est déterminée en fonction du poids à la suite d'une extrapolation à partir de nos espèces domestiques. Mais en pratique, la pesée des animaux sauvages est rarement réalisable, et des poids approximatifs sont souvent utilisés (Jones, 1979).

Afin de limiter la manipulation des animaux, qui peut être source de stress et d'accidents potentiels, les parcs ont souvent recours à une administration par voie orale des antiparasitaires.

Ces derniers sont mélangés à la nourriture et distribués avec la ration. Néanmoins, certains animaux parviennent à déceler le traitement et refusent de se nourrir (Bandin, 2004). De plus, lorsque le traitement est administré à un groupe d'individus, comme cela est souvent le cas pour les herbivores, les individus dominants ont accès à la nourriture en priorité. Les individus dominés peuvent donc recevoir une dose d'antiparasitaire insuffisante, ce qui limite l'efficacité du traitement et favorise le développement de résistances aux antiparasitaires. Une distribution individuelle des antiparasitaires est donc recommandée (Lia *et al.*, 2010).

6.4. Les résistances aux antiparasitaires en parc animalier

En raison des nombreuses problématiques liées aux traitements antiparasitaires en parc animalier, les vétérinaires de zoos utilisent principalement des Lactones macrocycliques (Ivermectine, Moxidectine) et des Benzimidazoles (Fenbendazole, Abendazole, etc.) pour le traitement des espèces sauvages (Goossens *et al.*, 2005b; Isaza *et al.*, 1990). En effet, ils permettent pour la plupart une administration par voie orale et ont un index thérapeutique élevé. Cela signifie que la dose efficace est suffisamment éloignée de la dose toxique, ce qui limite les risques associés au surdosage, fréquent lors d'une administration d'un médicament par voie orale dans un groupe soumis à une compétition alimentaire (Bandin, 2004).

L'utilisation de ces antiparasitaires chez les espèces sauvages présente des risques vis-à-vis de l'apparition de résistances, avec la probabilité de sous-dosage et d'inefficacité chez certaines espèces hôtes ou parasites (Geraghty *et al.*, 1982; Goossens *et al.*, 2005b; Lia *et al.*, 2010; Melbourne, 1978). Des phénomènes de résistances ont d'ores et déjà été mis en évidence ou évoqués pour différentes espèces parasites, dont *Haemonchus contortus*, un parasite considéré comme pathogène chez plusieurs espèces d'herbivores (Garretson *et al.*, 2009; Isaza *et al.*, 1995, 1990; Tait *et al.*, 2002). Afin de limiter le développement de résistances et de permettre un meilleur contrôle du parasitisme en parc animalier, plusieurs études ont testé différents programmes de traitements, avec différentes molécules et doses (Boyce *et al.*, 1991; Goossens *et al.*, 2006; Melbourne, 1978; Young *et al.*, 2000).

La réalisation d'un suivi coproscopique des animaux au cours de l'année permet de réduire l'usage excessif des traitements antiparasitaires, de limiter le développement de résistances, et d'identifier les individus ou groupes d'individus nécessitant un traitement (Aviruppola *et al.*, 2016; Ballweber, 2009; Isaza *et al.*, 1990). Cet examen présente également un intérêt lors des transferts d'animaux entre parcs, que ce soit avant le départ ou après l'arrivée, afin de déterminer la nécessité ou non d'un traitement antiparasitaire (BIAZA, 2014).

La coproscopie doit donc être au centre des programmes de contrôle du parasitisme en parc animalier (Pérez Cordon *et al.*, 2008). Cet examen peut être réalisé sur place par les vétérinaires de zoo (Fourcade, 2012). Néanmoins, la réalisation des examens coproscopiques en parc zoologique nécessite un protocole standardisé et une certaine expérience de l'opérateur.

C – La coproscopie en parc animalier : principes et protocoles

Avec le développement de nouvelles techniques de diagnostics moléculaires et sérologiques, de plus en plus sensibles et spécifiques, l'intérêt de la coproscopie pourrait être remis en question. Néanmoins, dans le diagnostic des parasitoses gastro-intestinales ou respiratoires, les techniques sérologiques restent peu sensibles et peu spécifiques (Beugnet *et al.*, 2004). Quant à la biologie moléculaire – dont la PCR – elles restent à l'heure actuelle des techniques onéreuses et impraticables en routine sur le terrain.

La coproscopie regroupe l'ensemble des techniques permettant de rechercher des éléments parasitaires macroscopiquement (adultes entiers, segments ovigères) ou microscopiquement (œufs, larves) dans les matières fécales (Beugnet *et al.*, 2004). A l'inverse des méthodes diagnostiques susmentionnées, ces techniques sont peu coûteuses et ne nécessitent que peu de matériels. Le facteur limitant de la coproscopie demeure la lecture et l'interprétation du résultat, liées à la formation et aux connaissances de l'opérateur (Dorchies *et al.*, 2012; Fourcade, 2012). Le choix de la technique est également essentiel.

Facile à réaliser, la coproscopie reste la technique de référence dans le diagnostic de la plupart des parasitoses digestives (Euzéby, 1981; Gassó *et al.*, 2015). Toutefois, il existe plusieurs limites à cet examen, qui peuvent dépendre des parasites (qui ne pondent pas encore, ou plus ou moins, ou de façon intermittente), de la qualité et des conditions de conservation des prélèvements (exemple : les larves de dictyocauls nécessitent un diagnostic dans les 24h suivant le prélèvement) ou encore de l'expérience de l'opérateur (Dorchies *et al.*, 2012). Par ailleurs, la coproscopie ne permet pas toujours une identification précise de l'espèce ou du genre de parasite observé, les œufs étant parfois très similaires, comme c'est le cas pour la majorité des strongles digestifs. Une mise en coproculture peut alors être envisagée (Van Wyk *et al.*, 2004).

Dans cette partie, nous présenterons différentes techniques de coproscopies permettant le diagnostic des parasitoses gastro-intestinales et respiratoires, réalisables par les vétérinaires praticiens de parc animalier. Ce travail est présenté sous forme de fiches techniques.

De façon générale, les prélèvements doivent être le plus frais possible. Chez les herbivores domestiques, il est recommandé de les réaliser directement au niveau du rectum (Dorchies *et al.*, 2012). Pour des raisons évidentes de sécurité, cette recommandation est rarement mise en pratique dans les parcs zoologiques. Pour des herbivores sauvages, les prélèvements doivent être réalisés lors de la tournée du matin, si possible dans les loges ou abris des animaux, en privilégiant la zone centrale des fèces et en excluant les parties en contact avec le milieu extérieur. Les prélèvements peuvent être placés dans des pots à couvercles hermétiques afin de permettre une identification précise et systématique (Fourcade, 2012).

L'examen macroscopique permet la mise en évidence d'adultes entiers ou de parties de parasite (par exemple des segments ovigères de cestodes). Il est également important de prêter attention à la consistance et l'aspect général des selles : une diarrhée ou des traces de sang dans

les fèces peuvent être associées à du parasitisme et constituent une indication pour un examen coproscopique plus poussé (Bandin, 2004). De même, une alternance de constipation et de diarrhée peut coïncider avec un parasitisme digestif (Thienpont *et al.*, 2003).

L'examen microscopique est dans l'idéal réalisé dans les heures suivant le prélèvement. Si la coproscopie est différée, le prélèvement peut être conservé au réfrigérateur à 4°C. L'examen peut ainsi être différé jusqu'à trois jours (Fourcade, 2012). Passé ce délai, on observe une modification ou une altération des éléments parasitaires, et une éventuelle coproculture est compromise. Toutefois, l'examen coproscopique des œufs ou oocystes reste possible. En vue d'une coproculture, la quantité de fèces nécessaire est de 100g. Pour un examen microscopique classique, il est nécessaire de prélever au moins 5g de fèces (Thienpont *et al.*, 2003).

En termes de matériel, l'examen microscopique requiert avant tout un microscope optique de bonne qualité (objectifs x4, x10, x40 et x100 à immersion). Un micromètre est indispensable pour mesurer les éléments parasitaires afin de les identifier. Le reste des instruments nécessaires (quelle que soit la technique utilisée) est inscrit dans la liste suivante :

- Gants
- Pilon et mortier
- Spatule
- Balance de précision
- Bécher : 100mL, 500mL ou verres à pieds
- Verre gradué : 100mL
- Passoire à thé ou tamis
- Compresses/gazes
- Lames et lamelle 22x32

Pour le reste du matériel, se référer aux différentes fiches techniques.

Méthode de Stoll

Références : (Dorchies *et al.*, 2012; Fourcade, 2012; Thienpont *et al.*, 2003)

Avantages :

- L'utilisation de la soude permet d'éclaircir les débris végétaux et facilite l'examen.
- Conservation de la forme et de la couleur des éléments parasitaires
- Possibilité d'une lecture qualitative ou quantitative

Inconvénients :

- Les larves sont rapidement lysées, elles peuvent échapper à l'examen.
- Faible sensibilité

Matériel spécifique :

- 70mL de solution aqueuse de soude à 0,4%
- Seringue de 1mL
- Lames et lamelle 22x32 et cellule de Mac Master

Préparation des prélèvements :

1. **Homogénéiser** les fèces : si les matières fécales sont sèches, utiliser le pilon et le mortier
2. **Pesée** : Prélever **5g** de matière fécale et les placer dans un premier verre à pied
3. **Ajouter la soude** : verser progressivement **70mL de soude** en remuant le mélange afin de libérer les éléments parasitaires
4. **Filtrer** : utiliser une passoire à thé recouverte d'une compresse non tissée dépliée (ou de deux gazes dépliées, disposées l'une sur l'autre) et un second verre à pied
5. **Agiter** : jusqu'à obtenir une suspension homogène

Examen quantitatif :

2 techniques sont possibles :

- Prélever à l'aide d'une seringue 0,15mL de suspension fécale après l'avoir bien agitée, les déposer entre lame et lamelle. La lecture se fait à faible grossissement (x40 : oculaire x10 ; objectif x4) et diaphragme fermé. Chaque œuf identifié correspond alors à 100 œufs par gramme (opg). Il est préférable de lire 4 préparations afin d'augmenter la sensibilité (1 œuf observé = 25opg).
- Après agitation de la suspension fécale, remplir les deux chambres d'une cellule Mac master. Attendre quelques instants pour permettre la sédimentation puis lire au microscope en ajustant la mise au point sur la lame inférieure de la cellule, au grossissement x100 ou x400 (oculaire x10 ; objectif x10 ou x40) (1 œuf observé = 15opg).

Examen qualitatif :

Laisser reposer la suspension fécale pendant 20 minutes, prélever 0,15mL de sédiment et examiner entre lame et lamelle.

Méthode quantitative de Mac Master

Références : (Beugnet *et al.*, 2004; Dorchies *et al.*, 2012; Fourcade, 2012)

Il s'agit d'une méthode d'enrichissement par flottation.

Avantages :

- Lecture rapide et facile (pour un œil averti)
- Relativement bonne sensibilité : jusqu'à 7 œufs par gramme

Inconvénients :

- Nécessite une lame de lecture spéciale : la cellule de Mac Master (2 grilles divisées en colonnes de 0,15mL chacune)
- Impossibilité de passer au fort grossissement à immersion (x100)
- En fonction du liquide de flottation, on peut observer une modification de la forme des éléments parasitaires

Matériel spécifique :

- Liquide de flottation (permet de faire remonter les éléments parasitaires à la surface) : les œufs de Nématodes et de Cestodes montent dans des liquides de densité variant entre 1,1 et 1,2, les œufs de Trématodes ne remontent qu'à partir d'une densité de 1,3 et plus (cf. Tableau I)
- Seringue de 1mL
- Lames et lamelle 22x32 et cellule de Mac Master
- Tubes à essai
- (Centrifugeuse)

Préparation des prélèvements :

1. **Homogénéiser** les fèces : si les matières fécales sont sèches, utiliser le pilon et le mortier
2. **Pesée** : Prélever **5g** de matière fécale et les placer dans un premier verre à pied
3. **Ajouter le liquide de flottation** : les fèces sont diluées dans **70mL** de la solution choisie
4. **Filtrer** : utiliser une passoire à thé recouverte d'une compresse non tissée dépliée (ou de deux gazes dépliées, disposées l'une sur l'autre) et un second verre à pied
5. **Agiter** : jusqu'à obtenir une suspension homogène

Examen quantitatif :

A l'aide d'une seringue, remplir les deux cellules de la lame Mac Master, laisser reposer 1 à 2 minutes. La lecture se fait alors à faible grossissement (objectif x4 ou x10).

La lecture dans les deux cellules permet d'évaluer le nombre d'œufs dans 0,30mL (1/250^{ème} du volume total) à partir de 5g de matière fécale. Le nombre d'œufs par gramme est donc obtenu en effectuant le calcul suivant : $n \times 250 / 5 = \mathbf{nx50}$ (avec n le nombre d'œufs observés)

Variante :

Un examen de flottation simple permet d'affiner la sensibilité de cet examen :

- Verser le reste de la suspension dans un tube à essai jusqu'à obtention d'un ménisque. Recouvrir ce dernier d'une lamelle. Réaliser une centrifugation rapide (700-800t/min pendant 5 minutes) ou laisser reposer pendant 15 minutes.
Remarque : Le nombre de tours par minute est variable selon le modèle de la centrifugeuse.

La lecture de la coproscopie simple (flottation simple ou par centrifugation) prend toute son importance lorsque l'examen Mac Master se révèle négatif. Elle permet alors de dénombrer de façon semi-quantitative le nombre d'œufs par gramme, selon la valeur arbitraire de **1 œuf observé = 70pg**.

Tableau I. **Dorchies et al. 2012** – Densités et compositions de différentes solutions denses utilisables

Solutions denses pour examen coprologique		
Solutions denses	Densités	Composition
Saccharose	1,117	- Saccharose 1 300 g - Phénol 10 g - Eau 1 000 g
Chlorure de sodium	1,20	- Chlorure de sodium (sel de cuisine) 330 g - Eau 1 000 g
Sulfate de zinc	1, 180	- Sulfate de zinc 330 g - Eau 1 000 g
Sulfate de magnésie	1,280	- Sulfate de magnésie 350 g - Eau 1 000 g
Iodo mercurate de potassium*****	1,440	- Bi-iodure de Mercure : 150 g - Iodure de Potassium : 111 g - Eau : 399 g

Méthodes de Baermann et Mac Kenna

Références : (Beugnet *et al.*, 2004; Dorchies *et al.*, 2012; Fourcade, 2012; Thienpont *et al.*, 2003)

Ces deux méthodes permettent la recherche des larves infestantes d'helminthes contenues dans les matières fécales. Le principe de base est similaire. Les larves sont mobiles et présentent un hygrotopisme positif. Le prélèvement est donc suspendu dans des gazes en hauteur, au contact de l'eau. Les larves se déplacent vers l'eau et coulent.

Ces méthodes sont utilisées pour la recherche de larves respiratoires et de larves de nématodes après coproculture.

- **Méthode de Baermann :**

Avantages :

- Meilleure sensibilité que la méthode Mac Kenna

Inconvénients :

- Nécessite des prélèvements frais (24h maximum)
- Nécessite plus de matériel que la méthode Mac Kenna

Matériel spécifique :

- Potence
- Entonnoir
- Lames et lamelle 22x32
- Tubes en caoutchouc avec robinet (ou autre système de fermeture)
- Loupe binoculaire

Préparation des prélèvements :

1. **Homogénéiser** les fèces : si les matières fécales sont sèches, utiliser le pilon et le mortier
2. **Pesée :** Prélever **20g** de matière fécale et les placer dans une gaze
3. **Placer le dispositif :** La gaze est déposée dans une passoire suspendue dans un entonnoir rempli d'eau (le tamis doit être en contact avec l'eau, la gaze doit s'imbiber d'eau) relié à un tube en caoutchouc fermé à son extrémité distale afin de maintenir le volume d'eau
4. **Attendre :** Laisser reposer 6 à 24h (réalisé le soir en général, en raison du phototropisme négatif des larves)
5. **Récolte :** En ouvrant le robinet au bas du tube en caoutchouc, récupérer les premiers 5mL correspondant au dépôt.

Examen :

A l'aide d'une seringue prélever une goutte dans les 5mL de dépôt et la placer entre lame et lamelle. Les larves sont facilement observables à la loupe binoculaire (objectif x2 à x4) ou au microscope à faible grossissement, diaphragme fermé.

Pour leur identification, les larves peuvent être prélevées à l'aide d'une pipette pasteur et observées au microscope optique. Elles peuvent être immobilisées par une goutte d'iodomercurate de potassium ou une goutte de Lugol. Une centrifugation rapide du filtrat à 1500t/min peut permettre d'augmenter la sensibilité de l'examen.

- **Méthode de Mac Kenna :**

Avantages :

- Mise en œuvre plus simple que la méthode de Baermann (moins de matériel)

Inconvénients :

- Nécessite des prélèvements frais (24h maximum)
- Sensibilité légèrement inférieure à la méthode de Baermann

Matériel spécifique :

- Verre à pied
- Pipette
- Lames et lamelle 22x32
- Loupe binoculaire

Préparation des prélèvements :

1. **Homogénéiser** les fèces : si les matières fécales sont sèches (Camélidés, Giraffidés, certains Bovidés) utiliser le pilon et le mortier
2. **Pesée** : Prélever **20g** de matière fécale et les placer dans une gaze
3. **Placer le dispositif** : La gaze est déposée dans une passoire (ou attachée en aumônière : utiliser 2 gazes) suspendue dans un verre à pied rempli d'eau (le tamis doit être en contact avec l'eau, la gaze doit s'imbiber d'eau)
4. **Attendre** : Laisser reposer 6 à 24h (réaliser le soir en général, en raison du phototropisme négatif des larves)
5. **Récolte** : Prélever à l'aide d'une pipette le dépôt au fond du verre et placer une goutte entre lame et lamelle.

Examen :

Identique à la méthode de Baermann.

Recherche de cryptosporidies : Solution de Sheather

Références : (Beugnet *et al.*, 2004; Dorchies *et al.*, 2012)

Les colorations de Ziehl-Neelsen et de Heine permettent le diagnostic de la cryptosporidiose. Toutefois, en raison de la difficulté de mise en œuvre sur le terrain, elles ne sont pas présentées.

La solution de Sheather reste donc la technique de choix à réaliser en routine pour la détection de cryptosporidies dans les matières fécales.

L'utilisation de tiges d'immunochromatographie est également possible mais ne permet qu'un examen qualitatif.

Avantages :

- Facilité de réalisation

Matériel spécifique :

- Lames et lamelle 22x32
- Solution de Sheather (remplaçable par du sirop de sucre de canne liquide) : dissoudre 2kg de saccharose dans 1L d'eau tiède

Préparation des prélèvements :

1. **Homogénéiser** les fèces : si les matières fécales sont sèches, utiliser le pilon et le mortier
2. **Pesée** : Prélever **1g** de matière fécale
3. **Ajouter la solution** : Mélanger le prélèvement à **3mL** de la solution de Sheather, bien agiter.
4. **Déposer** une goutte entre lame et lamelle
5. **Lecture** : dans la demi-heure suivant la préparation de la lame

Examen :

L'examen se fait au microscope optique à fort grossissement (oculaire x10 ; objectif x40). La mise au point se fait juste sous la lamelle.

Les oocystes apparaissent plus ou moins sphériques, roses et réfringents, de 4 à 6µm en moyenne. Des corpuscules sont souvent visibles dans l'oocyste.

Remarque : Une méthode de dénombrement approximatif est décrite par Dorchies *et al.* 2012.

II/ Les parasitoses digestives et respiratoires des herbivores sauvages

L'objectif principal de cette étude étant la réalisation d'un atlas coproscopique, seuls les parasites pouvant être observés via les différentes méthodes de coproscopie chez les herbivores de parc animalier sont présentés ci-dessous. Les listes regroupant l'ensemble des genres et espèces parasites rencontrés en coproscopie chez les herbivores sauvages sont regroupées sous forme de tableaux divisés selon les différentes familles d'hôtes étudiées (Cf. Annexes 1 à 10). Il sera nécessaire de s'y référer pour disposer des noms, taille, distribution géographique, et références bibliographiques associés aux différents parasites. L'importance de ces tableaux ne doit pas être négligée. Bien que placés dans la partie Annexes pour des raisons de lisibilité, ils constituent une part essentielle de ce travail et une importante source d'informations concernant le parasitisme des familles d'herbivores étudiées dans cette étude.

Dans cette partie, les principales références bibliographiques utilisées pour les présentations générales des parasites des herbivores sauvages sont : *Nematode parasite of Vertebrates : Their Development and Transmission* (Anderson, 2000) ; *Georgis' Parasitology for Veterinarians, Ninth Edition* (Bowman, 2009) ; *Diagnostic expérimental des helminthoses animales Tome I : généralités, diagnostic ante-mortem* (Euzéby, 1981) ; *Veterinary parasitology, Reference Manual Fifth Edition* (Foreyt, 2001) ; *Parasitic Diseases of Wild Mammals, Second Edition* (Samuel et al., 2001) ; *Veterinary Parasitology, Third Edition* (Taylor et al., 2007). Ces sources ne sont pas mentionnées par la suite dans cette partie, néanmoins toute autre référence est citée.

A – Les Nématodes

Les Nématodes sont des vers à corps rond, allongé et non segmenté, pseudo-coelomate (tube digestif complet). Leur taille est très variable selon l'espèce. Le diamètre (régulier ou non) ainsi que l'aspect du corps (rectiligne, incurvé ou spiralé) sont également des critères d'identification importants. Ce sont des espèces dioïques, à sexes séparés, à reproduction sexuée. La diagnose des Nématodes se fait aussi en fonction de l'aspect morphologique au niveau de l'extrémité antérieure et de l'extrémité postérieure, où peut être observée une bourse copulatrice chez le mâle dans certaines espèces.

En termes de classification, la classe des Nématodes est subdivisée en 2 sous-classes (Secernentea et Adenophorea) regroupant les 6 ordres d'intérêt vétérinaire : Strongylida, Rhabditida, Ascaridida, Spirurida (Secernentea), Trichinellida et Oxyurida (Adenophorea).

1. Ordre Strongylida

Cet ordre regroupe les parasites appelés « Strongles » au sens large. D'un point de vue morphologique, ils se reconnaissent grâce à une bourse copulatrice très développée en forme de cloche chez les mâles, un œsophage simple, et une extrémité antérieure souvent bien développée, munie de dents, d'une couronne de denticules ou de crochets. Les œufs sont ovoïdes, non operculés, avec une paroi mince lisse et foncée, contenant le plus souvent une morula, voire une larve. La taille est variable (en moyenne entre 60 et 80µm) mais parfois beaucoup plus (150-210µm pour le genre *Nematodirus*).

Les strongles ont des cycles évolutifs monoxènes (Trichostrongyloidea, Strongyloidea et Ancylostomatoidea) ou dixènes (Metastrongyloidea). Le stade infestant correspond le plus souvent à la larve de stade 3. Ces cycles sont diphasiques, avec une phase exogène correspondant au développement des œufs puis des larves dans l'environnement. Ces dernières sont plus ou moins résistantes selon les espèces. La phase endogène consiste au développement des larves après ingestion. Certaines espèces peuvent présenter, dans certaines conditions, une phase d'hypobiose correspondant à un arrêt transitoire du développement interne des larves (état de dormance) qui dure entre 3 et 5 mois la plupart du temps. Cela concerne alors la majorité de la population parasitaire. Des migrations tissulaires peuvent également être observées, que ce soit dans les muscles ou les viscères (foie, reins, poumons, etc.). Ces deux phénomènes peuvent être associés.

1.1. Ancylostomatoidea

Les Ancylostomatoidea sont caractérisés par leur pièce buccale bien développée, présentant des crochets ou des lames qui leur permettent de s'accrocher à la muqueuse de l'intestin grêle. L'extrémité de leur corps est également courbée dorsalement. Le corps est court et trapu. Les œufs sont caractéristiques des strongles, pondus au stade 4 ou 8 cellules. Une seule famille, les Ancylostomatidae, se divise en deux sous-familles, les Ancylostomatinae et les Bunostominae. Ce sont des parasites de l'intestin grêle. Les larves de stade 4 et les adultes sont hémaphages. Ces parasites peuvent être responsables de zoonoses avec des migrations larvaires.

Le cycle évolutif des Ancylostomatoidea est monoxène. La phase exogène correspond au développement des œufs puis des larves dans l'environnement. Les larves de stade 3 constituent la forme de résistance dans le milieu extérieur. Elles peuvent contaminer l'hôte soit par voie transcutanée, suivie d'une migration trachéale, soit par voie *per os*. Une fois dans l'intestin grêle, les larves hémaphages s'accrochent à la muqueuse intestinale. Certaines espèces peuvent présenter une phase d'hypobiose. La maturation se fait dans la lumière de l'intestin. Les œufs sont ensuite expulsés dans le milieu extérieur avec les matières fécales.

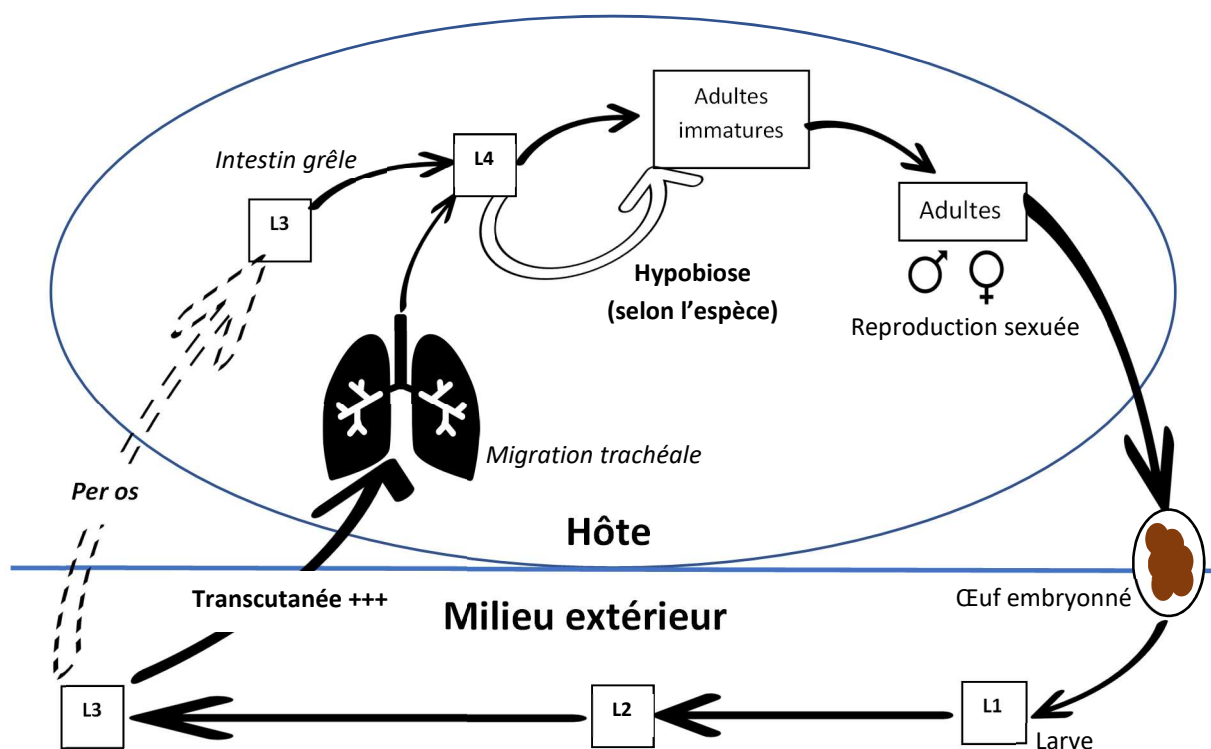


Figure 1. Cycle évolutif des Ancylostomatoidea

Ce schéma correspond au cycle général des Ancylostomatoidea, représenté par les flèches noires. Les cadres correspondent aux différents stades parasitaires. La transmission transcutanée est nettement majoritaire.

1.2. Strongyloidea

Les Strongyloidea adultes possèdent une pièce buccale bien développée, formée de 6 lèvres sans dent ni crochet, mais avec une couronne de denticules appelée « corona radiata ». Les mâles sont le plus souvent pourvus d'une bourse caudale soutenue par des côtes rigides. Les Strongyloidea ont tendance à être plus longs et plus larges que les Trichostrongyloidea. Les adultes sont pour la plupart des parasites des intestins, mais certaines espèces sont également localisées dans le système respiratoire, au niveau de la trachée et des bronches chez les oiseaux et plutôt au niveau du larynx, du pharynx ou des cavités nasales pour *Mammomonogamus* (chez les herbivores). Les œufs sont caractéristiques des strongles digestifs avec une forme ovoïde, une paroi lisse et des blastomères peu développés. Dans l'environnement, les œufs évoluent rapidement en larves.

Le cycle est monoxène. La larve de stade 2 peut servir d'enveloppe à la larve de stade 3, qui est alors dite « engainée ». Cette dernière constitue la forme infestante. La transmission se fait principalement par voie orale. Chez de nombreuses espèces de strongles, on observe des migrations tissulaires diverses (foie, pancréas, reins, etc.) ainsi qu'une phase d'hypobiose, qui peut être associée ou non à de telles migrations.

Pour la famille des Syngamidae (dont fait partie le genre *Mammomonogamus*) le développement larvaire a lieu dans l'œuf jusqu'au stade infestant. La larve de stade 3 reste ensuite dans l'œuf ou peut éclore spontanément avant d'être ingérée par un hôte paraténique ou directement par l'hôte définitif. Le cycle évolutif a été bien étudié pour les parasites des oiseaux, mais reste méconnu pour le genre *Mammomonogamus*. On sait qu'il s'agit d'un cycle direct, mais le mode de transmission n'est pas décrit.

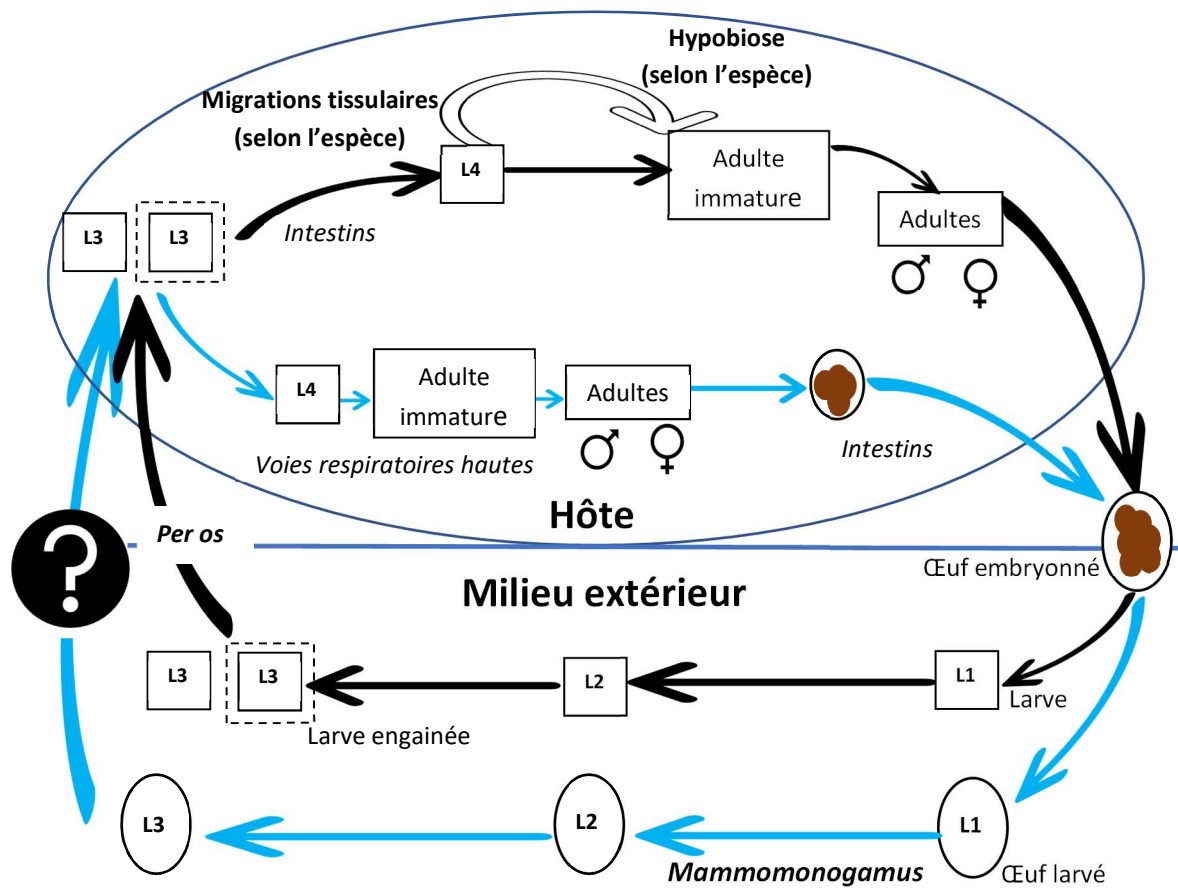


Figure 2. Cycle évolutif des Strongyloidea

Ce schéma correspond au cycle général des Strongyloidea, représenté par les flèches noires. Les cadres correspondent aux différents stades parasitaires. La forme de résistance correspond à la larve de stade 3, souvent engainée, la gaine étant représentée par une ligne pointillée sur le schéma. Chez certaines espèces, des migrations tissulaires, ainsi qu'une phase d'hypobiose, sont possibles. Le cycle du genre Mammomonogamus, dont la voie de transmission est méconnue, est représenté sur ce schéma par les flèches bleues.

1.3. Trichostrongyloidea

Ce sont de petits vers fins (moins de 3cm de long) bruns à rougeâtres. La capsule buccale est absente ou vestigiale. La cuticule présente des sillons longitudinaux. Il est important de noter que le mâle présente une bourse copulatrice avec des lobes latéraux bien développés et des spicules, soit longs et filiformes, soit courts et trapus. Les Trichostrongyloidea sont principalement retrouvés au niveau de l'estomac ou de l'intestin grêle, mais certaines espèces sont également présentes au niveau respiratoire. Les œufs des Trichostrongyloidea sont caractéristiques des œufs de strongles, avec une forme ovoïde, une paroi fine, contenant des blastomères ou une morula, voire une larve lorsque le prélèvement date de quelques jours.

Le cycle est monoxène. La contamination des herbivores se fait essentiellement par l'ingestion des larves infestantes qui, pour certaines, ont la capacité de se hisser au sommet des

brins d'herbes, favorisant leur transmission à l'hôte. Les larves infestantes sont souvent engainées. Une fois ingérées, les larves infestantes gagnent la muqueuse digestive où elles muent en larves de stade 4 avant de rejoindre la lumière intestinale où a lieu la maturation. Une phase d'hypobiose des larves de stade 3 ou 4 dans la muqueuse digestive est présente chez de nombreux Trichostrongylidés, permettant un arrêt du cycle et ainsi la survie des parasites durant l'hiver, quand les conditions extérieures sont défavorables. Une levée d'hypobiose a lieu au printemps, ou à la faveur d'un stress ou d'une modification du statut physiologique (mise bas, lactation, etc.). Dans le cas d'une contamination transcutanée, les larves infestantes arrivent dans les poumons via le système vasculaire et y évoluent en larves de stade 4. Ces dernières remontent le long des bronches puis de la trachée avant d'être dégluties. La maturation se fait dans la lumière intestinale (Cf. Figure 3). Il existe néanmoins quelques exceptions.

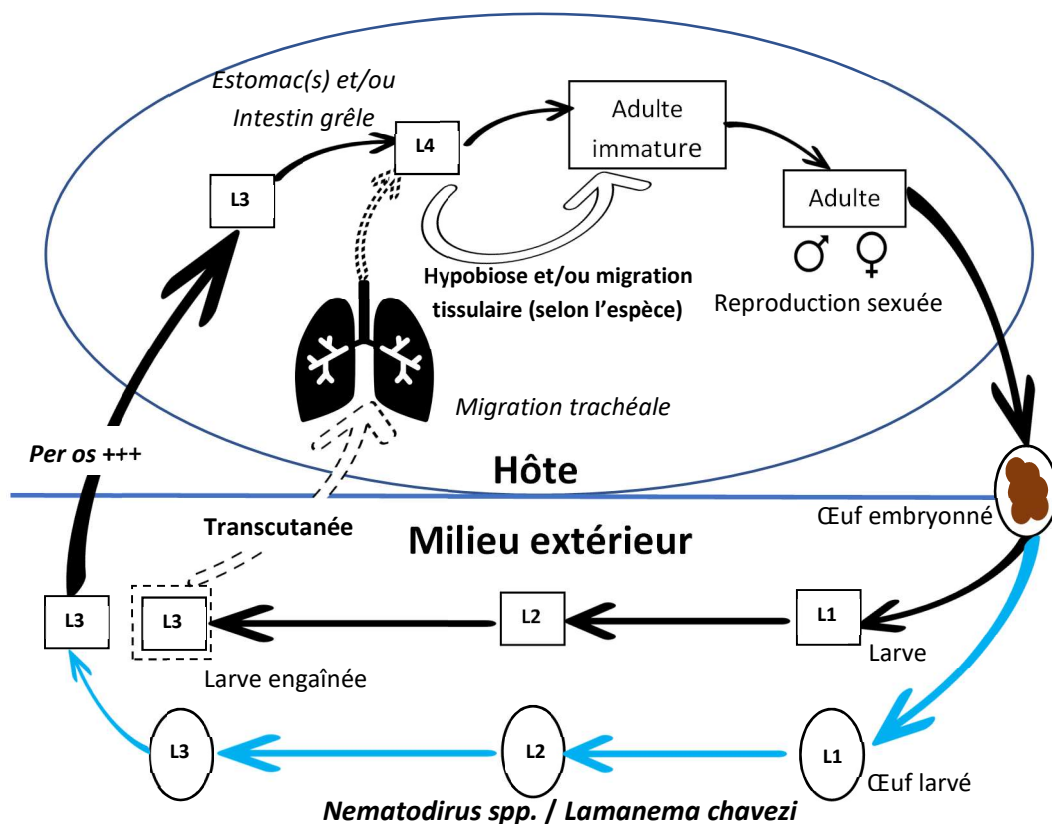


Figure 3. Cycle évolutif des Trichostrongyloidea

Ce schéma correspond au cycle général des Trichostrongyloidea, représenté par des flèches noires. Les cadres correspondent aux différents stades parasitaires. Certaines espèces (*Nematodirus* spp. et *Lamanema chavezii*) ayant une phase externe différente avec un développement larvaire qui a lieu dans l'œuf, cette phase est représentée par des flèches bleues. Le cycle de *L. chavezii* inclut également une migration hépatique des larves de stade 3 (Ballweber, 2009). La forme de résistance correspond à la larve de stade 3, souvent engainée, la gaine étant représentée par une ligne pointillée sur le schéma. La voie transcutanée, associée à une migration trachéale, est minoritaire par rapport à la voie per os.

1.4. Metastrongyloidea

Les Metastrongyloidea sont des parasites respiratoires des Mammifères. Leur corps est fin et allongé. La capsule buccale est absente, la bourse copulatrice réduite. Les mâles adultes mesurent environ 40mm et les femelles entre 60 et 90mm. Les larves de stade 1 présentent une épine dorsale au niveau de l'extrémité postérieure et mesurent entre 310 et 440µm selon l'espèce. La plupart des Metastrongyloidea sont des parasites pulmonaires ou des vaisseaux adjacents.

Le cycle des Metastrongyloidea est généralement dixène. Les adultes sont souvent localisés dans les poumons, mais il existe de nombreuses exceptions. Il y a une grande diversité dans les migrations tissulaires des différentes espèces parasites. Les œufs peuvent être pondus au niveau des poumons ou dans des vaisseaux et se développent en larves de stade 1 dans les poumons. Certaines espèces sont vivipares. Les larves suivent ensuite une migration trachéale, sont dégluties et expulsées avec les matières fécales. Une fois dans le milieu extérieur, la contamination de l'hôte se fait le plus souvent par l'ingestion d'un hôte paraténique (gastropode) contenant des larves infestantes de stade 3. Les larves de stade 1 constituent souvent la forme de résistance (sécheresse et gel). Après ingestion, les larves pénètrent la muqueuse digestive et gagnent le système respiratoire via les systèmes lymphatiques et vasculaires (Cf. Figure 4).

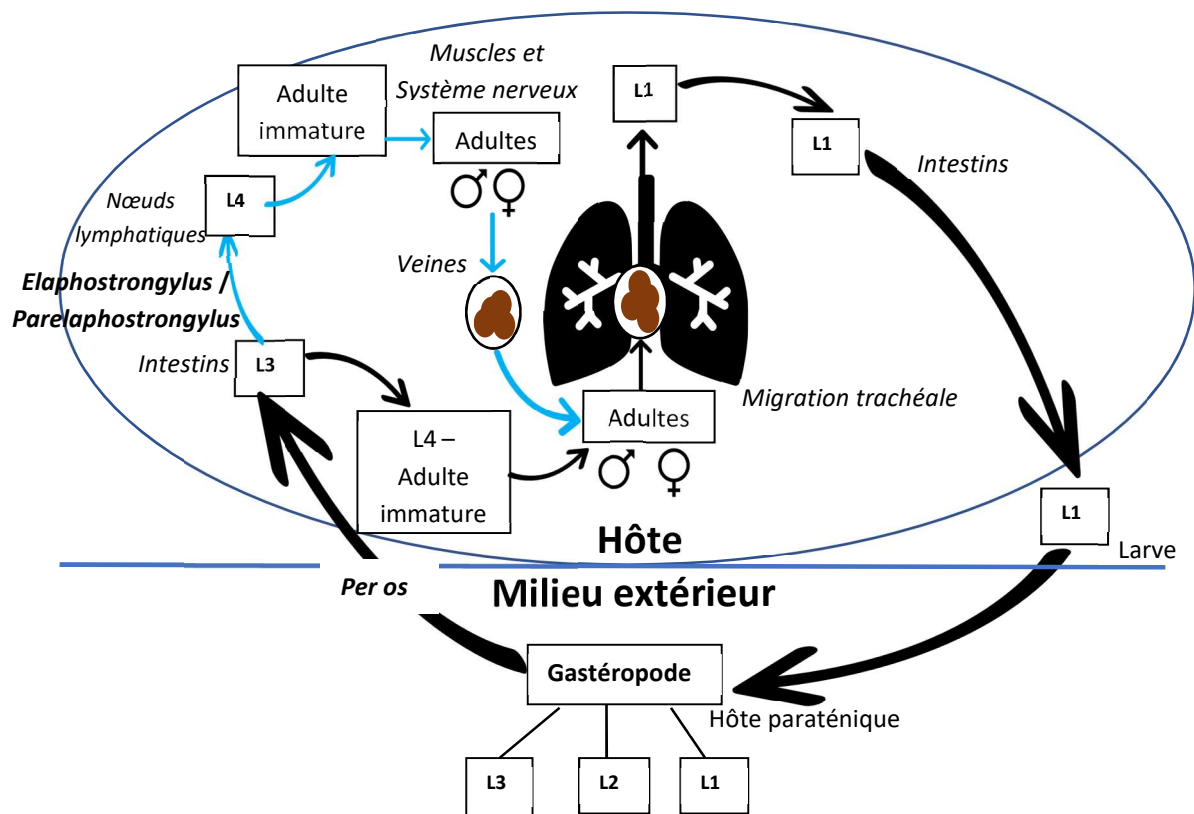


Figure 4. Cycle évolutif des Metastrongyloidea

Ce schéma correspond au cycle général des Metastrongyloidea, représenté par des flèches noires. Les cadres correspondent aux différents stades parasitaires. Les genres *Elaphostrongylus* et *Parelaphostrongylus* présentent des migrations tissulaires particulières, représentées par les flèches bleues sur le schéma.

Les Metastrongyloidea présents dans les bronchioles sont responsables d'une inflammation, avec la formation de nodules. Le nombre de nodules peut être corrélé à l'importance de l'infestation. Sur le plan clinique, on observe rarement de signes respiratoires, il s'agit le plus souvent de découverte post-mortem. Néanmoins, certaines espèces sont plus pathogènes, comme *Varestrongylus spp.*, qui peut entraîner l'apparition d'œdème pulmonaire, d'emphysème ou d'inflammation importante. Des surinfections bactériennes peuvent alors aggraver les signes cliniques et entraîner une émaciation importante, voire la mort de l'hôte.

2. Ordre Rhabditida

La plupart des Rhabditida sont libres, ils vivent dans l'eau ou la terre. Seuls quelques genres sont de véritables parasites. La super famille des Rhabditoidea est la seule à présenter un intérêt en médecine vétérinaire, plus particulièrement le genre *Strongyloides*.

Le genre *Strongyloides* est retrouvé chez de nombreux Mammifères, dont l'Homme, et ce à l'échelle mondiale (Basir, 1950). L'hôte définitif varie en fonction de l'espèce étudiée (Cf. Annexes 1 à 10).

Les *Strongyloides* sont des vers fins, généralement inférieurs à 1cm de long. Les femelles adultes mesurent 35 à 60 µm de large selon l'espèce. L'œsophage est long et peut occuper jusqu'à un tiers du corps. L'utérus et le tube digestif sont entremêlés et forment une sorte de tresse. L'extrémité postérieure forme une pointe émoussée. Les œufs de forme ovoïde mesurent 50 x 22 µm en moyenne. Ils sont souvent observés au stade larvé. Seules les femelles sont parasites.

Le cycle est monoxène, diphasique. Les femelles parthénogénétiques, localisées au niveau de l'intestin grêle, pondent différents types d'œufs qui sont expulsés dans le milieu extérieur via les fèces. En fonction des conditions environnementales et du type d'œufs, deux cycles sont possibles.

Dans des conditions défavorables, les œufs triploïdes donnent des larves rhabditiformes qui vont évoluer au stade infestant (larve strongyloïforme de stade 3). Le parasitisme est alors obligatoire. Il s'agit d'un cycle direct.

Dans des conditions environnementales favorables, les œufs haploïdes et diploïdes peuvent se développer et donner des adultes qui ne seront pas forcément parasites. Un cycle libre dans l'environnement est alors possible. La reproduction sexuée de ces adultes libres donnera des œufs triploïdes, dont l'évolution produira des larves infestantes, parasites obligatoires. Le mode de contamination principal correspond à la voie transcutanée. S'ensuit une migration trachéale, et parfois une migration somatique, où les larves de stade 3 restent dans la circulation sanguine et s'enkystent dans différents organes, puis entrent en hypobiose. Elles se réveillent ensuite à la faveur d'un stress ou d'une baisse d'immunité et peuvent notamment passer dans le lait (Lyons, 1994). En cas de transmission percutanée, une migration larvaire par les systèmes lymphatique et vasculaire jusqu'aux poumons est possible.

La période pré-patente varie en fonction de l'espèce et de l'hôte. Elle est comprise entre 3 et 17 jours (Cf. Figure 5).

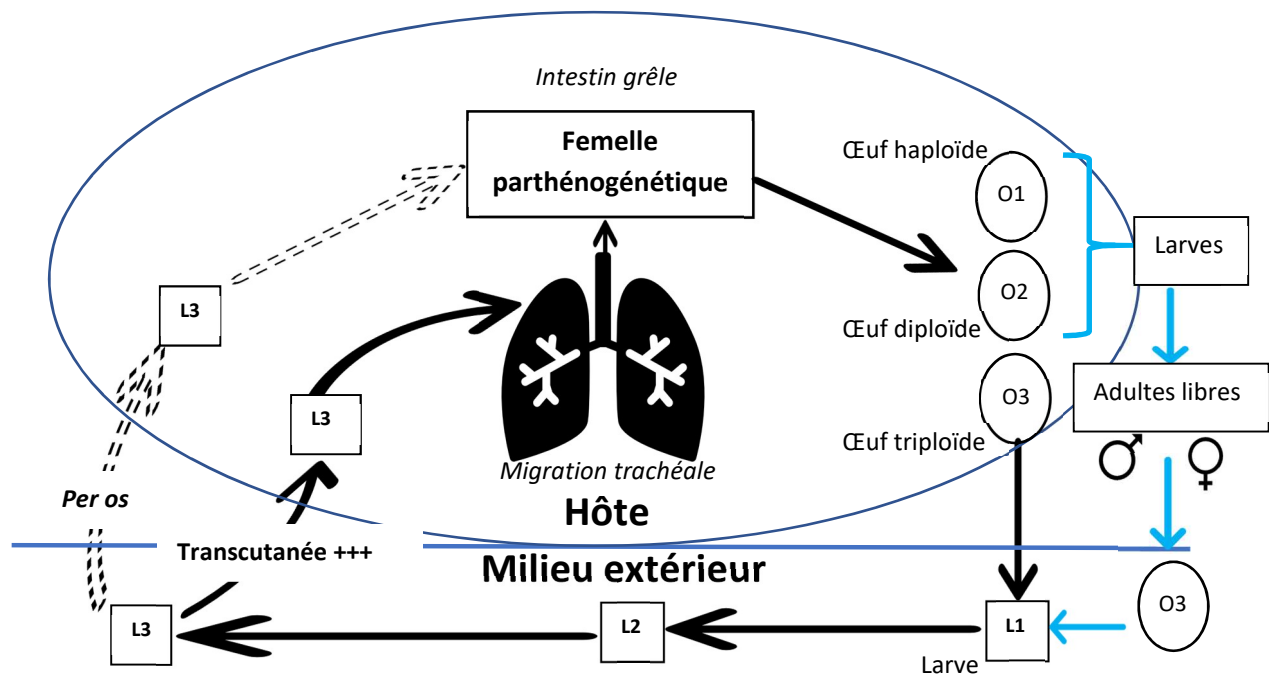


Figure 5. Cycle évolutif de *Strongyloides sp.* : voie parasitaire des femelles parthénogénétiques
 Ce schéma correspond au cycle général du genre *Strongyloides*. Le cycle parasitaire des femelles parthénogénétiques est représenté par les flèches noires, la voie libre dans l'environnement est représentée par les flèches bleues. Les cadres correspondent aux différents stades parasitaires. Les formes ovoïdes correspondent aux différents types d'œufs. La transmission transcutanée est nettement majoritaire.

La femelle parthénogénétique est hématophage. Des cas de gastrites et de diarrhées sont rapportés, surtout chez le jeune. On peut également observer de l'anorexie, de l'abattement et des retards de croissance ou des pertes d'état. En cas de contamination percutanée, des lésions érythémateuses au niveau du derme peuvent être observées. Des cas de mort subite ont également été rapportés (Nakamura *et al.*, 1994).

3. Ordre Spirurida

L'Ordre des Spirurida est divisé en deux sous-ordres : Camallanina (chez les carnivores et l'Homme) et Spirurina. Ce dernier est subdivisé en dix super familles, dont six d'intérêt vétérinaire. Parmi elles, seules les Spiruroidea et les Habronematoidea sont rencontrées en coproscopie chez les herbivores.

3.1. Spiruroidea

La super famille des Spiruroidea regroupe des parasites digestifs, localisés pour la plupart au niveau de l'estomac ou de l'œsophage. Les adultes sont des vers trapus, de taille moyenne. Ils présentent un vestibule buccal. Les mâles ont une extrémité postérieure spiralée dans un plan, dépourvue de bourse copulatrice, et font entre 3,5 et 5,0 cm de long. Les femelles font entre 7,0 et 14,0 cm. Les œufs ont une paroi épaisse et contiennent une larve de stade 1 bien différenciée.

Le cycle évolutif des Spiruroidea est dixène, avec l'intervention d'hôtes intermédiaires coprophages (arthropode : crustacé ou insecte). On peut noter la présence d'hôtes paraténiques supplémentaires selon l'espèce. Les œufs ingérés par l'hôte intermédiaire éclosent dans l'intestin et les larves colonisent l'hémocoel. Les larves de stades ultérieurs s'encapsulent dans les tissus de l'hôte. La contamination de l'hôte définitif se fait par ingestion de l'hôte intermédiaire. Les parasites se retrouvent au niveau de la muqueuse et sous-muqueuse de l'appareil digestif supérieur. Les adultes forment alors des nodules plus ou moins volumineux dans la paroi du tube digestif. Les œufs sont expulsés dans le milieu extérieur via les fèces (Cf. Figure 6).

3.2. Habronematoidea

La super famille Habronematoidea contient des parasites internes des herbivores avec la famille des Habronematidae. Ils sont caractérisés par leur extrémité antérieure qui comprend des lèvres médiales et des pseudo-labres réduits. Le cycle de vie des Habronematidae est dixène et ils sont transmis à l'hôte définitif par l'intermédiaire de diptères.

Pour les genres *Draschia*, *Habronema* et *Parabronema*, les femelles adultes se logent dans la paroi de l'estomac et produisent des œufs ellipsoïdes allongés avec une paroi fine. Dans les fèces, on peut retrouver des œufs larvés ou des larves de stade 1 (L1). Ces œufs larvés ou L1 sont ingérées par des larves de diptères qui se développent dans les matières fécales. Les larves parasitaires migrent dans l'hémocoel, puis dans les tissus de l'hôte. Le développement parasitaire est ensuite synchronisé avec celui du diptère. La larve de stade 3 gagne la tête de la mouche adulte. Ces larves deviennent infestantes et quittent l'hôte intermédiaire au niveau de

l'appareil buccal lorsque celui-ci entre en contact avec une surface humide et chaude, correspondant aux muqueuses orales ou nasales. Les larves rejoignent enfin la cavité buccale du mammifère et sont dégluties (Cf. Figure 6). Lorsque les larves sont déposées au niveau d'une plaie ou d'autres muqueuses humides (œil, muqueuse génitale, etc.) une réaction inflammatoire peut apparaître, occasionnant d'autres formes cliniques d'habronémoses.

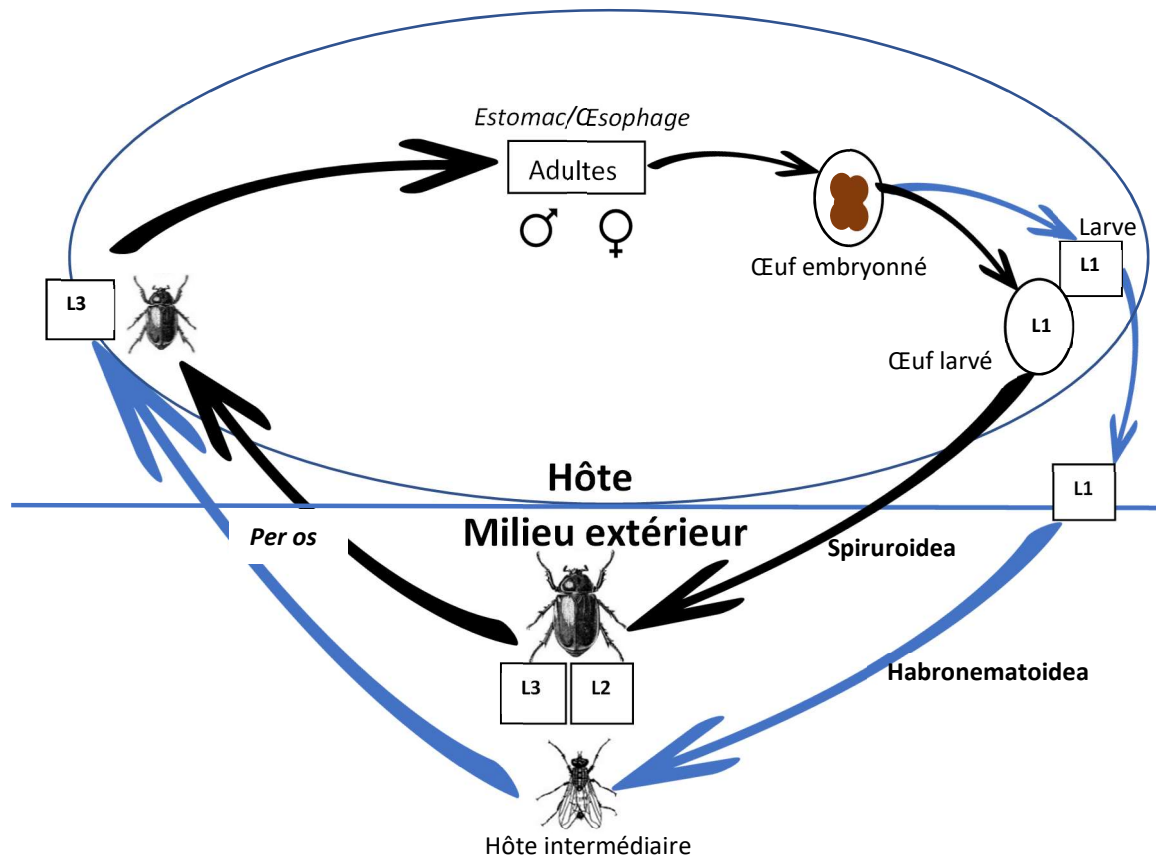


Figure 6. Cycle évolutif des Spiruroidea et Habronematoidea

Ce schéma correspond au cycle général des Spiruroidea et Habronematoidea. Le cycle des Spiruroidea est représenté par des flèches noires. La phase exogène du cycle des Habronematoidea, légèrement différente, est représentée par les flèches bleues. Les cadres correspondent aux différents stades parasitaires. L'hôte intermédiaire des Spiruroidea, représenté par un arthropode terrestre, peut également être un arthropode aquatique selon l'espèce.

Responsables de lésions nodulaires et inflammatoires au niveau de la paroi de l'estomac ou de l'œsophage, les spirures sont souvent considérés comme asymptomatiques.

4. Ordre Ascaridida

Cet ordre regroupe les « Ascaris ». Il est composé de nombreuses familles hétérogènes. Les Ascaridida sont caractérisés par une capsule buccale le plus souvent trilabée. Les mâles ne possèdent pas de bourse copulatrice.

L'ordre des Ascaridida contient des super familles monoxènes, comme les Cosmocercoidea ou les Heterakoidea (chez les oiseaux) d'autres hétéroxènes, comme la super famille des Ascaridoidea, ou encore des parasites ayant des cycles auto-infestants, comme la famille des Atractidae. En dehors des Ascaridoidea, les connaissances sur cet ordre sont plutôt restreintes.

4.1. Cosmocercoidea : famille des Atractidae

La super famille des Cosmocercoidea est hétérogène, divisée en deux familles ovipares (Cosmocercidae et Kathlaniidae) et une famille ovovivipare (Atractidae). Cette dernière est la seule à contenir des parasites d'herbivores sauvages, mais elle comprend également des parasites d'amphibiens, de reptiles, d'autres mammifères non herbivores et de poissons.

Les Atractidae sont des parasites du caecum et du colon. Les adultes sont de petite taille avec une extrémité postérieure longue en filament. Ils se distinguent par leur cycle caractéristique. Les larves éclosent directement *in utero*, puis les larves de stade 3 deviennent auto-infestantes. Ce cycle permet de fortes infestations, sans signe clinique associé (Bandin, 2004; Krecek *et al.*, 1987). La voie de transmission est méconnue, mais il semble que différents stades parasitaires puissent se retrouver dans les fèces (Cf. Figure 7).

Les principaux genres ou espèces rencontrés chez les herbivores sauvages, sont *Probstmayria vivipara* et *Crossocephalus spp.* chez les Equidés (Krecek *et al.*, 1987); *Crossocephalus spp.*, *Probstmayria spp.*, *Diceronema versterae* et *Rhinoceronema unicornensis* chez les Rhinocerotidés (Gibbons *et al.*, 1996; Knapp *et al.*, 1997; Mondal et Manna, 2012, 2010; Ramsay et Zainuddin, 1993); *Probstmayria tapiri* chez les Tapiridés (Chowdhury et Aguirre, 2001) et le genre *Leiperenia*, rencontré chez les Eléphantidés (Chabaud *et al.*, 1989; Fowler et Mikota, 2006; Kinsella *et al.*, 2004) (Cf. Annexes 4, 5, 9 et 10).

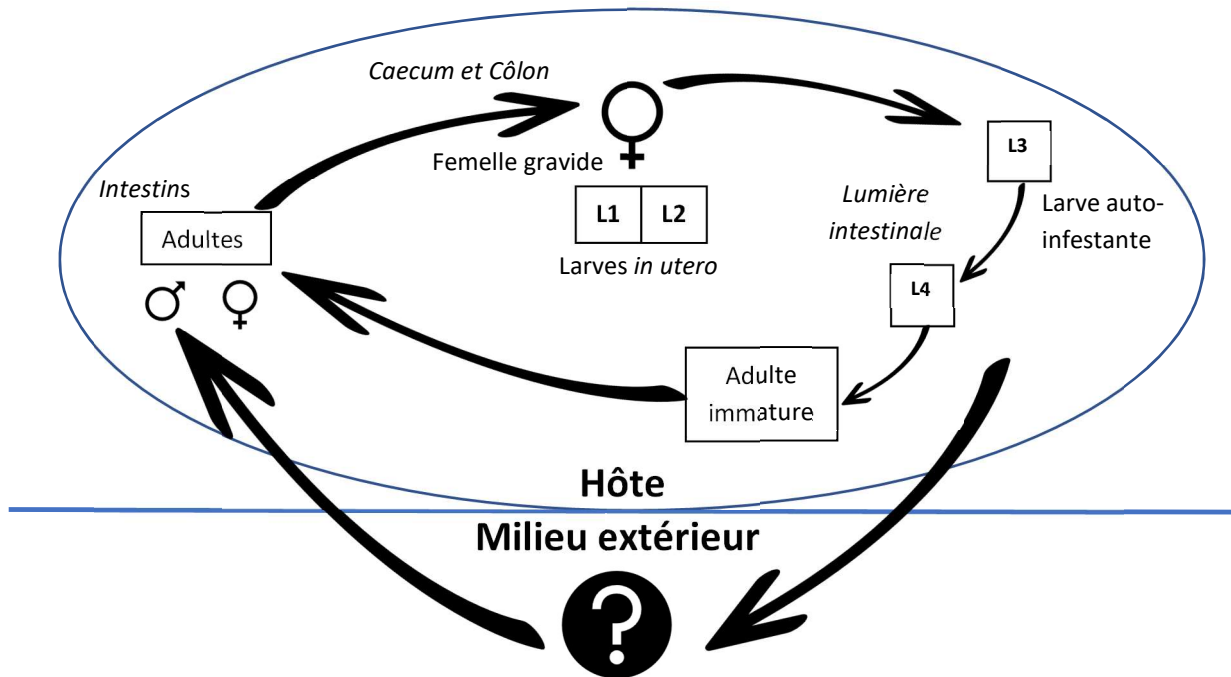


Figure 7. Cycle évolutif des Atractidae

Ce schéma correspond au cycle général de la famille Atractidae, représenté par les flèches noires. Les cadres correspondent aux différents stades parasitaires. Les larves éclosent directement in utero au niveau du caecum ou du côlon. Le développement larvaire a lieu dans la lumière intestinale et les larves de stade 3 sont auto-infestantes. Le mode de transmission est inconnu.

4.2. Ascaridoidea

Les Ascaridoidea sont des vers de grande taille (jusqu'à 50cm de long) localisés dans l'intestin grêle. Sauf quelques exceptions, ce sont des grands vers d'un blanc opaque. L'extrémité antérieure ne présente pas de capsule buccale, l'ouverture étant petite et entourée de trois lèvres. Les œufs sont de forme circulaire, de grande taille pour la plupart, avec une paroi épaisse (pour les espèces terrestres). Les œufs passent dans les selles au stade d'une cellule unique. La famille d'intérêt pour les herbivores sauvages est la famille des Ascarididae.

Le cycle évolutif des Ascarididae terrestres est classiquement hétéroxène. L'hôte intermédiaire est généralement un invertébré ou un petit mammifère terrestre, chez lequel les larves évoluent jusqu'au stade infestant pour l'hôte définitif. Toutefois, les espèces parasites des herbivores présentent un cycle monoxène, diphasique. Les œufs sont très résistants dans l'environnement (plus d'un an). La transmission suit un cycle oro-fécal. Une fois ingérés, les œufs embryonnés éclosent au niveau de l'intestin grêle. Les larves pénètrent la muqueuse digestive et rejoignent le foie par le système porte. Différentes migrations tissulaires sont

possibles, et la transmission trans-mammaire est possible chez certaines espèces (*Parascaris equorum*, *Toxocara vitulorum* ou *Ascaris lumbricoides* notamment) (Cf. Figure 8).

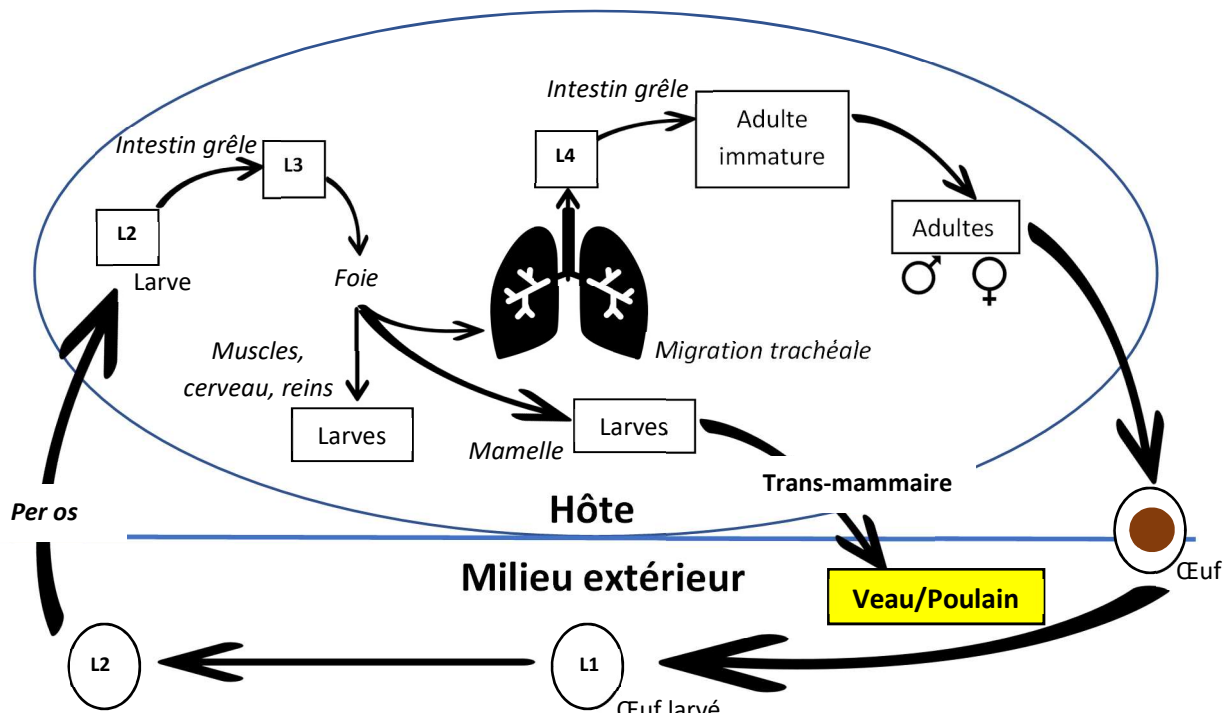


Figure 8. Cycle évolutif des Ascaridoidea des herbivores

Ce schéma correspond au cycle général des Ascaridoidea rencontrés chez les herbivores, représenté par les flèches noires. Les cadres correspondent aux différents stades parasitaires. La transmission peut se faire selon un cycle oro-fécal, par l'ingestion d'œufs larvés, ou par voie trans-mammaire chez certaines espèces. Les migrations tissulaires sont nombreuses, et varient selon l'espèce. La maturation larvaire se fait en général au niveau de l'intestin grêle.

Le caractère pathogène des Ascaridoidea est faible chez les herbivores sauvages. Pour *Parascaris equorum*, de rares cas de coliques, de baisse d'état général et d'appétit ont été rapportés, dus à une gêne mécanique dans la lumière intestinale (Bandin, 2004). Les infestations sont prédominantes chez les jeunes individus, la prévalence et la sensibilité diminuent avec l'âge. Les jeunes se contaminent peu de temps après la naissance et restent infectés jusqu'à l'âge de 6-12 mois, puis l'immunité se met en place. De même, *Toxocara vitulorum* touche essentiellement les jeunes individus qui se contaminent par voie trans-mammaire. Les adultes sont chymivores. Faiblement pathogène chez l'adulte, ce parasite peut néanmoins avoir une action mécanique (obstruction) ou spoliatrice (carences, amaigrissement). Les migrations larvaires peuvent être responsables de divers signes cliniques, notamment respiratoires (toux, jetage). Chez de jeunes individus de moins de 3 mois, des cas de diarrhée, de coliques, d'obstructions intestinales (parfois mortelles) peuvent être observés (Goossens *et al.*, 2007).

En outre, les larves de *Parascaris equorum* de stade 2 présentent un risque zoonotique, surtout chez l'enfant, et peuvent être responsables de migrations larvaires.

5. Ordre Trichinellida

Ces vers ont un œsophage réduit à un tube capillaire, le mâle est dépourvu de bourse copulatrice et ne présente qu'un seul spicule, parfois absent.

La super famille des Trichinelloidea regroupe les espèces d'intérêt vétérinaire. Elle se caractérise par un œsophage de type stichosome et une partie antérieure du corps amincie, souvent capillaire (Deplazes *et al.*, 2016). Seule la famille des Trichuridés présente des éléments parasitaires dans les selles d'herbivores. Les œufs ont généralement une paroi épaisse, avec des bouchons polaires saillants leur donnant une forme de citron, ou de baril.

Le cycle est monoxène et diphasique. Les œufs passent dans le milieu extérieur avec les fèces et sont directement infestants. Une fois ingérés, ils éclosent dans l'intestin grêle et les larves gagnent le gros intestin, où elles se développent au niveau de l'épithélium. Après quatre mues, elles évoluent au stade adulte. La période pré-patente varie selon les espèces, de 3 à 12 semaines pour le genre *Trichuris* (Cf. Figure 9).

Les deux genres d'intérêt sont *Trichuris* et *Capillaria* (synonyme : *Aonchotheca*). Les adultes sont des vers spiralés, localisés dans l'intestin grêle (*Capillaria*) ou le gros intestin (*Trichuris*). On distingue les œufs de trichures des œufs de capillaires sur deux critères : les bouchons polaires des trichures sont protubérants tandis que ceux des capillaires sont plus aplatis ; la paroi des œufs de trichures est épaisse et lisse alors que celle des œufs de capillaires est épaisse mais striée.

Si *Capillaria* est considéré comme de faible importance vétérinaire chez les herbivores, les trichures sont hématophages et occasionnent des lésions intestinales. Ils sont fréquemment rencontrés et sont responsables de diarrhées importantes. Bien que souvent asymptomatiques, des cas de mortalité ont déjà été rapportés (Canavan, 1929). Les trichures sont fréquemment retrouvés chez les petits Camélidés, notamment le Lama (Cafrune *et al.*, 1999).

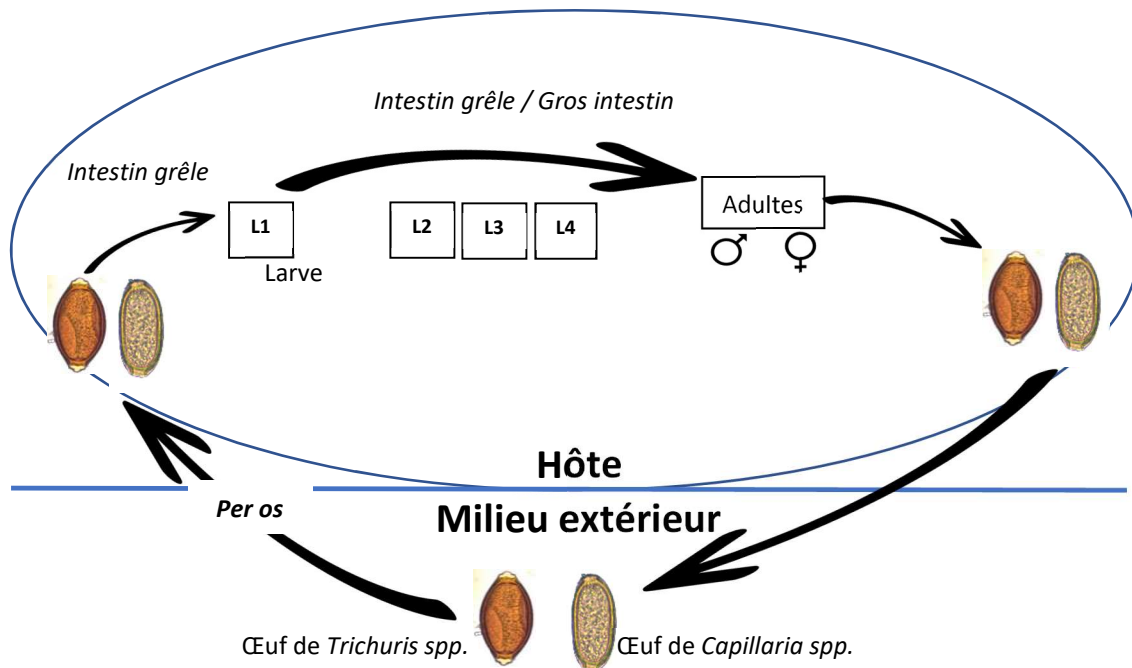


Figure 9. Cycle évolutif des Trichinellida

Ce schéma correspond au cycle général des Trichinellida rencontrés chez les herbivores, représenté par les flèches noires. Les cadres correspondent aux différents stades parasitaires. La transmission se fait selon un cycle oro-fécal.

6. Ordre Oxyurida

Nous ne nous intéresserons ici qu'à la famille des Oxyuridae. Les adultes sont localisés dans le gros intestin. Les mâles adultes font environ 1cm de long, mais les femelles sont beaucoup plus grandes (jusqu'à 15cm) incurvées « en crosse » dans un plan, avec une extrémité postérieure effilée. Les œufs ont une forme ellipsoïde légèrement asymétrique avec une coque mince, lisse et translucide. Ils sont souvent allongés, aplatis sur un côté. Chez certaines espèces, les œufs présentent un opercule subpolaire.

Le cycle évolutif est monoxène et on observe peu de variations entre les différentes espèces. Les œufs sont déposés dans la région périnéale. Chez certaines espèces, ils ne deviennent infestants qu'une fois expulsés avec les matières fécales. Pour de nombreuses autres espèces, ils deviennent infestants en région périnéale. La présence des œufs en région périnéale entraîne des démangeaisons qui participent à la dispersion des œufs dans l'environnement. Ces derniers sont très résistants. Les larves éclosent après ingestion dans l'intestin grêle, puis pénètrent la muqueuse digestive au niveau du caecum et du côlon (Cf. Figure 10). La période pré-patente est de 4 à 5 mois chez *Oxyuris equi*.

L'infestation est très fréquente chez les jeunes individus. Le caractère pathogène est variable selon l'espèce parasite et l'espèce hôte. Faiblement pathogène chez les Macropodidés,

les Oxyuridae sont relativement pathogènes chez les jeunes Equidés. Les larves de stades 3 migrent dans la sous-muqueuse et les larves de stade 4 sont hématophages, elles peuvent être responsables de coliques. Seul *O. equi* contamine le zèbre.

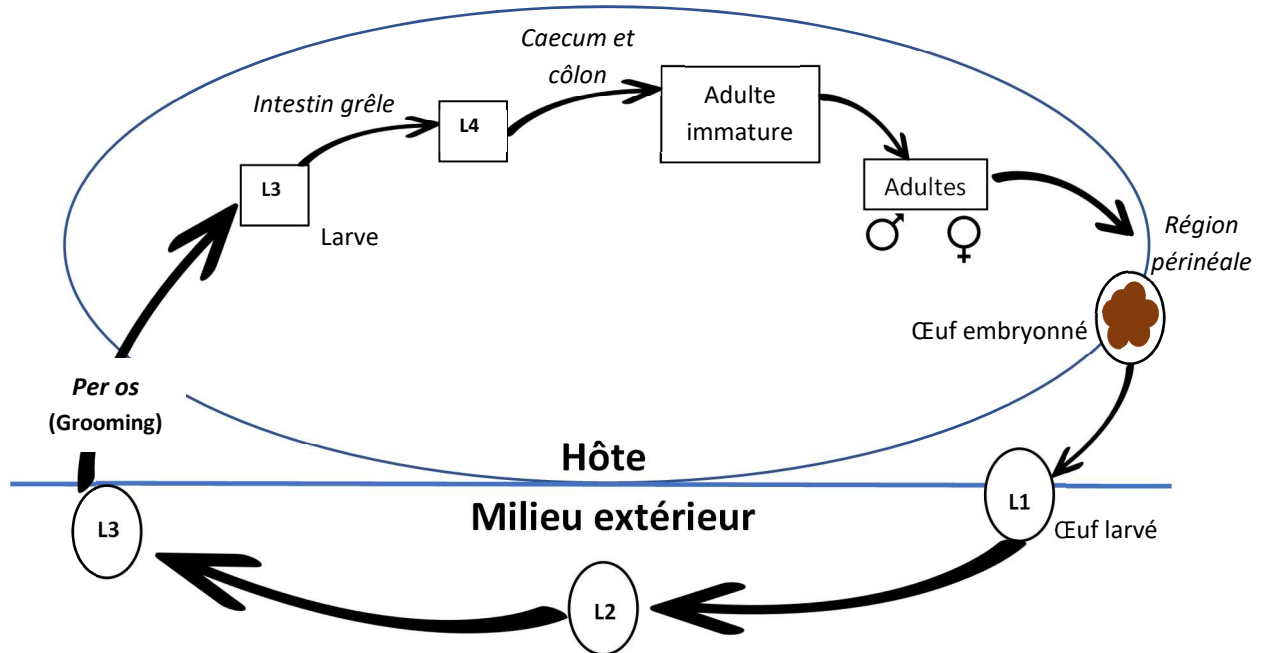


Figure 10. Cycle évolutif des Oxyurida

Ce schéma correspond au cycle général des Oxyurida rencontrés chez les herbivores, représenté par les flèches noires. Les cadres correspondent aux différents stades parasitaires. La transmission se fait selon un cycle oro-fécal.

B – Les Cestodes

Les Cestodes sont des Plathelminthes. Ce sont des vers plats hermaphrodites dont le corps est composé d'une succession de segments, correspondant à des unités reproductrices indépendantes. L'extrémité antérieure est appelée « scolex ». Les nutriments sont directement absorbés via le tégument. Les adultes peuvent parfois atteindre 2 à 3 mètres de long. La plupart des espèces sont retrouvées au niveau de l'intestin grêle, toutefois il existe quelques exceptions.

Nous nous focaliserons sur l'Ordre des Cyclophyllidea, qui contient l'ensemble des espèces d'intérêt pour les herbivores. Les Cestodes de cet ordre possèdent un petit scolex, composé de quatre corps musculaires permettant l'ancrage à la paroi intestinale et la locomotion. Au sein des Cyclophyllidea, nous nous intéresserons essentiellement à la famille des Anoplocephalidae, qui représente la majorité des parasites des herbivores. Les Anoplocephalidae présentent des segments plus larges que longs. Les œufs, caractéristiques des Cestodes, présentent un embryon hexacanthé entouré d'un appareil piriforme, et d'une paroi épaisse. La forme de l'œuf est souvent géométrique, triangulaire ou pyramidale, avec des bords arrondis.

Le cycle évolutif des Cestodes d'herbivores est dixène (Cf. Figure 11). Les œufs contenus dans les segments ovigères arrivés à maturité et libérés dans les fèces se développent dans le milieu extérieur. Un premier stade larvaire appelé oncosphère se développe dans l'œuf. L'oncosphère est composé d'un embryon hexacanthé entouré de ses membranes (forme observée en coproscopie). La maturation larvaire se fait ensuite au sein d'un hôte intermédiaire, généralement un acarien oribate. Généralement, le second stade larvaire constitue la forme infestante pour l'hôte définitif. Une fois ingéré, le parasite s'accroche à la paroi intestinale grâce au scolex. La majorité du corps larvaire est digéré et les segments ovigères sont formés progressivement à partir d'une zone à la base du scolex appelée le strobile. Les organes reproducteurs des deux sexes se différencient dans chaque segment progressivement.

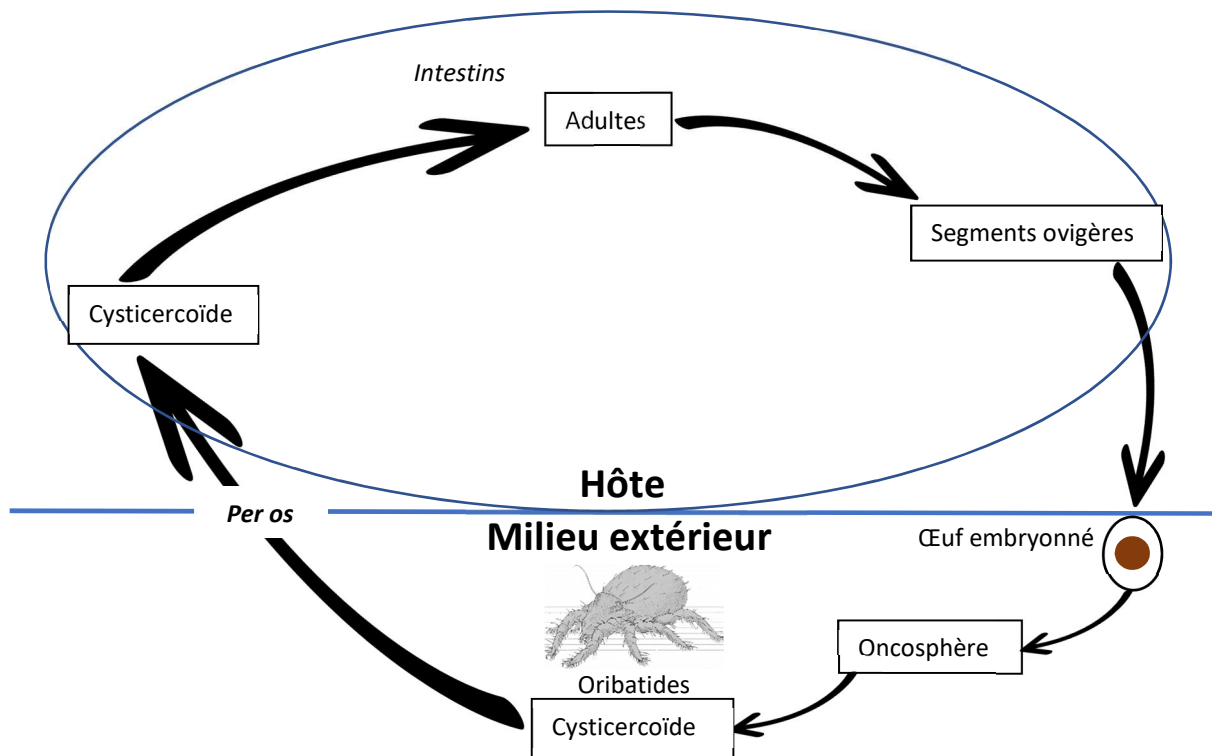


Figure 11. Cycle évolutif des Anoplocephalidae

Ce schéma correspond au cycle général des Anoplocephalidae rencontrés chez les herbivores, représenté par les flèches noires. Les cadres correspondent aux différents stades parasitaires. La transmission se fait selon un cycle oro-fécal.

C – Les Trématodes digestifs

Les Trématodes font partie du Phylum des Plathelminthes. Ce sont des vers plats de petite taille, avec deux ventouses à l'extrémité antérieure du corps. Ils ont une forme foliacée ou lancéolée. Les Trématodes digestifs sont la plupart du temps localisés au niveau du foie (*Fasciola spp.*, *Dicrocoelium*) ou de l'estomac (*Paramphistomum spp.*).

Le cycle d'évolution est hétéroxène, avec l'intervention d'hôtes intermédiaires et des phases sexuées et asexuées (Cf. Figure 12). Les œufs sont expulsés dans le milieu extérieur via les matières fécales. Dans des conditions favorables, l'œuf libère un miracidium après deux à quatre semaines de maturation. Le miracidium gagne ensuite un gastéropode aquatique ou terrestre, l'espèce variant selon le parasite en question. Au sein de cet hôte intermédiaire, le miracidium évolue en sporocyste, puis par divisions répétées des cellules germinales, en rédies, qui ensuite sortent de l'hôte intermédiaire pour rejoindre le milieu extérieur. Comme précédemment, une nouvelle génération de divisions asexuées permet d'obtenir des cercaires. Les cercaires possèdent une queue qui leur permet de se déplacer dans l'eau. Par la suite, les cercaires gagnent soit directement le haut des tiges d'herbe en bordures des points d'eau (*Fasciola*), soit passent par un second hôte intermédiaire, tel que la fourmi (*Dicrocoelium*). Les cercaires perdent leur queue et évoluent en métacercaires, le stade infestant. La transmission à l'hôte définitif se fait par voie orale. Les métacercaires se retrouvent dans l'intestin grêle, et les formes immatures traversent la paroi intestinale pour gagner le foie, puis les canaux biliaires. Les adultes, hermaphrodites pour la plupart, commencent à pondre des œufs après un mois. Les œufs rejoignent l'intestin grêle avec la bile.

La période pré-patente varie entre 7 et 10 semaines pour *Paramphistomum cervi*, mais est plutôt de 10 à 12 semaines pour *Dicrocoelium dentriticum* et *Fasciola hepatica*, les principaux Trématodes rencontrés chez nos herbivores domestiques en France.

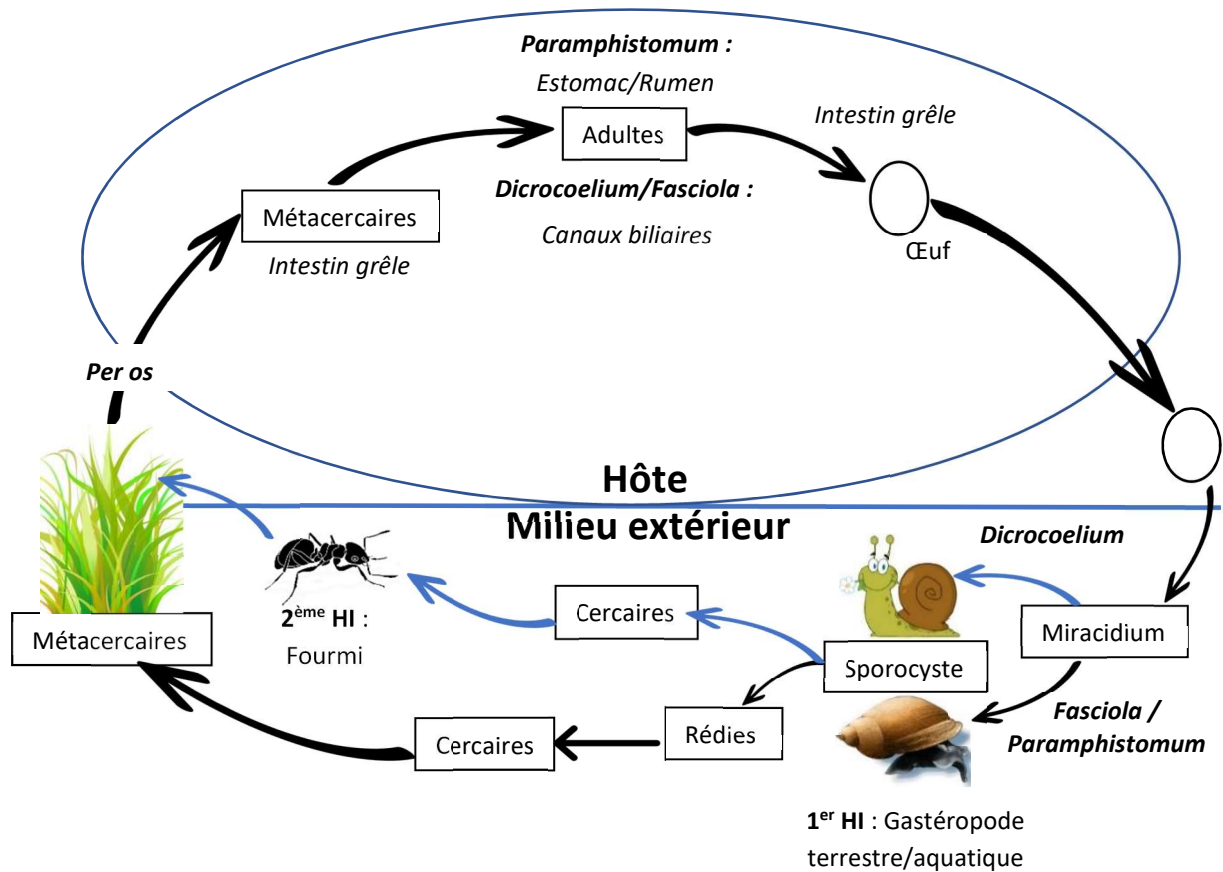


Figure 12. Cycle évolutif des Trématodes digestifs

Ce schéma correspond au cycle général des Trématodes digestifs rencontrés chez les herbivores, représenté par les flèches noires. Les variations propres au genre *Dicrocoelium* sont représentées par les flèches bleues. Les cadres correspondent aux différents stades parasitaires. La transmission se fait selon un cycle oro-fécal. Les hôtes intermédiaires et la localisation des adultes varient selon l'espèce étudiée.

D – Les Protozoaires digestifs

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

1. Phylum des Apicomplexa

Parmi les Protozoaires digestifs appartenant au Phylum Apicomplexa, nous ne nous intéresserons qu'aux familles d'importance vétérinaire pour les herbivores sauvages : les Eimeriidae et les Cryptosporiidae.

La famille des Eimeriidae comprend 16 genres recoupsés en près de 1500 espèces. Les genres prédominants sont *Eimeria* et *Isospora*. Les infections associées sont regroupées sous le nom de « coccidioses ». La distinction entre ces deux genres se fait sur le nombre de sporocystes par oocyste, ainsi que sur le nombre de sporozoïtes par sporocyste : pour le genre *Eimeria*, les oocystes contiennent quatre sporocystes contenant eux-mêmes deux sporozoïtes. Ils sont ellipsoïdes à circulaires et de taille variable selon l'espèce ; pour le genre *Isospora*, les oocystes contiennent deux sporocystes avec quatre sporozoïtes. Ils sont ellipsoïdes à circulaires et de taille variable selon l'espèce. Les coccidies se développent dans l'intestin grêle, le caecum, et le côlon, avec des variations inhérentes aux différentes espèces (Cf. Annexes 1 à 10).

Pour la famille Cryptosporiidae, le genre d'intérêt est *Cryptosporidium*. Il regroupe au moins 13 espèces réparties entre les Mammifères, les Oiseaux, les Reptiles et les Poissons. On le rencontre sur tous les continents à l'exception de l'Antarctique. Il s'agit d'un protozoaire parasite de l'intestin grêle, à diffusion rapide. L'oocyste, forme retrouvée dans les fèces, est dépourvu de sporocyste et contient quatre sporozoïtes libres. La taille et la forme des oocystes varient légèrement selon l'espèce : *C. parvum* mesure en moyenne 5,0 x 4,5 µm avec un oocyste ovoïde à sphérique ; *C. andersoni* et *C. muris* (parfois considérés comme synonymes par certains auteurs) localisés au niveau gastrique, mesurent en moyenne 7,4 x 5,5 µm avec un oocyste ellipsoïde. Toutefois, les méthodes d'identification conventionnelles ne permettent pas de déterminer l'espèce avec exactitude. Pour cela, il est préférable de se reporter à des méthodes de biologie moléculaire (Royer, 2015).

Les cycles évolutifs des coccidies (*Eimeria*, *Isospora*) et de *Cryptosporidium* sont monoxènes. La forme de résistance dans l'environnement est l'oocyste. Une fois ingéré via l'alimentation ou l'eau souillée par les matières fécales, l'oocyste libère les sporozoïtes. Ils pénètrent dans les cellules épithéliales de l'intestin et donnent des trophozoïtes. Ces phases immatures sont intracellulaires pour les genres *Eimeria* et *Isospora*, et *Cryptosporidium* est localisé entre la membrane et le cytoplasme, à l'intérieur d'une vacuole parasitophore. Les

trophozoïtes se multiplient de façon asexuée (schizogonie) et forment des mérozoïtes. Les mérozoïtes se propagent de cellules en cellules afin de se multiplier, détruisant la cellule hôte à chaque nouvelle génération. Après quelques générations, des mérozoïtes évoluent en gamontes sexés. La gamétogonie constitue la phase de reproduction sexuée durant laquelle deux gamontes (microgamonte et macrogamonte) fusionnent et forment un zygote. Contenu dans un oocyste, le zygote est ensuite libéré dans le milieu extérieur via les matières fécales. La sporogonie (différenciation des sporocystes puis des sporozoïtes) peut avoir lieu dans l'hôte ou dans le milieu extérieur, selon les parasites. Chez *Cryptosporidium*, il existe une voie auto-infestante. En effet, la sporulation a lieu au niveau des intestins et certains oocystes à paroi fine sont directement infestants (cf. Figure 13).

La période pré-patente varie entre 2 et 3 semaines pour les coccidies selon les espèces, mais est de moins d'une semaine pour *Cryptosporidium* (Schelcher *et al.*, 2008).

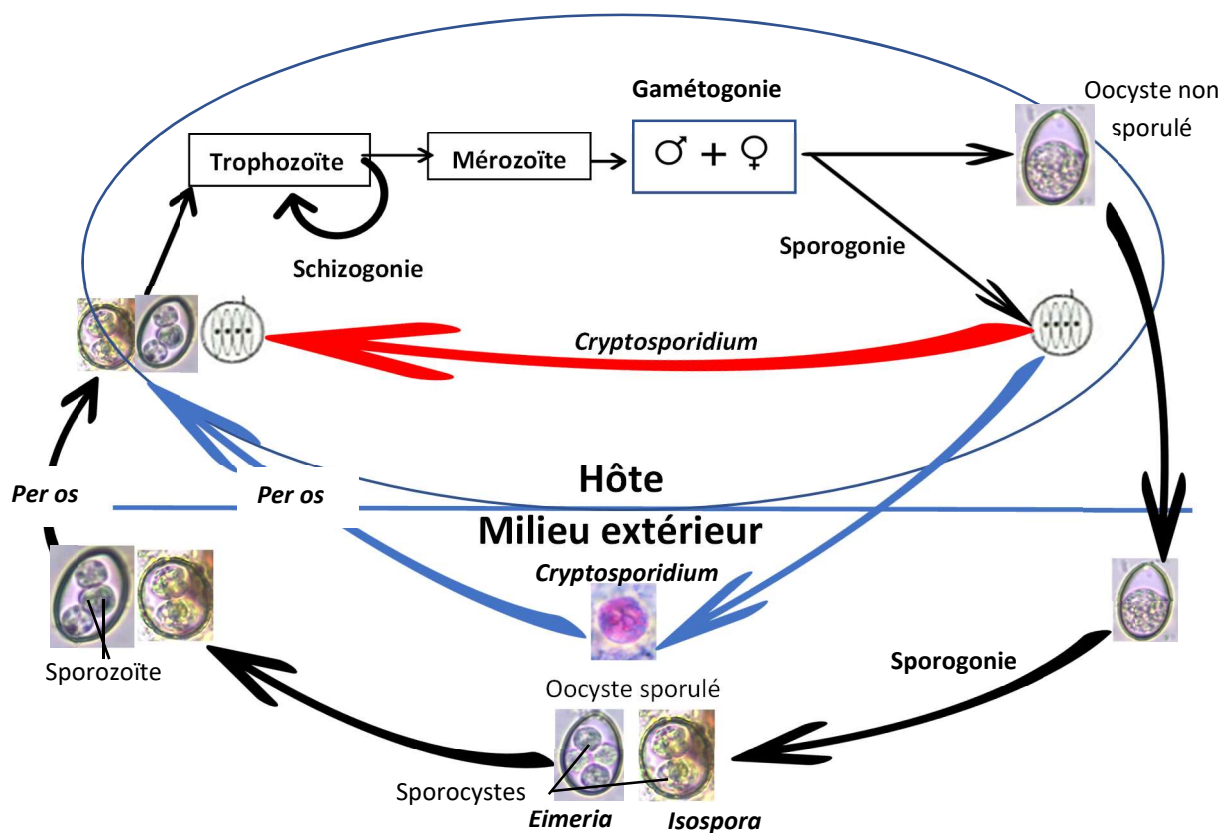


Figure 13. Cycle évolutif des Apicomplexa digestifs

Ce schéma correspond au cycle général des Apicomplexa digestifs rencontrés chez les herbivores. Les flèches noires représentent le cycle des genres *Eimeria* et *Isospora*. Les variations propres au genre *Cryptosporidium* sont représentées par les flèches bleues. Les cadres correspondent aux différents stades parasitaires. La transmission se fait selon un cycle oro-fécal, toutefois *Cryptosporidium* présente un cycle auto-infestant, représenté par la flèche rouge.

Le caractère pathogène des coccidies varie selon l'espèce et des facteurs extrinsèques. Lors de charges parasitaires élevées combinées à une forte densité ou un stress important, des signes cliniques peuvent apparaître. On observe alors une diarrhée chronique, plus ou moins

hémorragique, pouvant être associée à du ténésme, de l'abattement et un état de déshydratation chez les jeunes individus à partir de deux ou trois semaines d'âge, ou une perte d'état chez les adultes. Les infestations par plusieurs espèces sont courantes. Des cas de coccidioses sévères, voire de morts subites, ont été rapportés, parfois dès la première phase du cycle, avant le développement d'oocystes. L'analyse coproscopique peut donc être négative lors d'atteinte aiguë.

En termes de traitement, l'hygiène est le paramètre le plus important. Des paramètres physiques tels que la sécheresse et le soleil semblent apporter de meilleurs résultats. Les molécules coccidiostatiques (Amprolium, Ionophores, Sulfamides) permettent de limiter le développement des parasites et les signes cliniques. Le traitement individuel est majoritairement symptomatique. Les traitements spécifiques manquent d'efficacité, notamment après l'apparition d'oocystes dans les fèces. L'utilisation des Sulfamides est controversée. Chez les bovins domestiques, les traitements spécifiques utilisés sont : Amprolium (10 mg/kg/j PO pendant 5 à 21 jours) ou Sulfamethazine (0,5% dans la ration, ou 130 mg/kg PO, puis 65 mg/kg 2 fois par jour pendant 4 jours). En prévention, on peut utiliser du Monensin (0,25 mg/kg/j PO dans la ration) ou de la Sulfaguanidine (0,2 % de la ration) (Samuel *et al.*, 2001).

Cryptosporidium est fréquemment observé chez les herbivores exotiques ou de parcs animaliers (Delgado *et al.*, 2003; Gómez *et al.*, 2000; Kodádková *et al.*, 2009; Matsubayashi *et al.*, 2005; Van Winkle, 1985). Généralement considérées comme asymptomatique chez les adultes (Crawshaw et Mehren, 1987) les infections sont associées à une diminution de l'absorption des vitamines, du glucose et de l'eau par dégradation des villosités et destruction des entérocytes. *Cryptosporidium andersoni* et *Cryptosporidium muris*, souvent considérées comme synonymes et localisées au niveau gastrique, sont responsables d'infections chroniques souvent asymptomatiques (Kodádková *et al.*, 2009). Les signes cliniques apparaissent chez les jeunes individus, à partir d'une semaine d'âge. Le tableau clinique comprend une diarrhée liquide, souvent intermittente, associée à une anorexie et une perte de poids ou un retard de croissance (Fayer *et al.*, 1991; Heuschele *et al.*, 1986). Les Artiodactyles sont considérés comme particulièrement à risque. Par ailleurs, *Cryptosporidium parvum* est une zoonose (Gómez *et al.*, 1996; Heuschele *et al.*, 1986; Lim *et al.*, 2008).

Il n'existe pas de traitement spécifique ou efficace de la cryptosporidiose. Le traitement est symptomatique. Certaines molécules permettent néanmoins de réduire la charge parasitaire de façon significative, de façon curative ou préventive. Les principales molécules retenues chez les herbivores sont l'Halofuginone et la Paromomycine (Fayer et Ellis, 1993). Toutefois, au cours des dernières années, seul leur effet préventif a pu être démontré. Il n'existe donc pas de traitement curatif spécifique de la cryptosporidiose.

2. Phylum des Sarcostigophora

Au sein du Phylum des Sarcostigophora, nous nous intéresserons essentiellement aux genres *Giardia* et *Entamoeba* qui constituent les principaux protozoaires digestifs de cet ensemble.

Le cycle évolutif des genres *Giardia* et *Entamoeba* est monoxène. Les kystes sont ingérés via l'alimentation ou l'eau souillée par les matières fécales. Au niveau intestinal, les trophozoïtes libérés par les kystes se reproduisent de façon asexuée au niveau de la muqueuse, par scission binaire longitudinale. Par la suite, les trophozoïtes s'arrondissent et s'enkystent. Les kystes sont ensuite expulsés dans le milieu extérieur via les fèces (Cf. Figure 14).

La localisation des trophozoïtes du genre *Entamoeba* varie selon l'espèce en question. Ils peuvent être retrouvés dans l'estomac, l'intestin grêle, le côlon ou le caecum, ainsi que dans d'autres organes (foie, poumons). Ils mesurent de 5 à 20 μm de diamètre selon l'espèce. Le cytoplasme contient des vacuoles de différentes tailles. Le noyau est de grande taille, avec un endostome plus dense au centre. Le kyste mesure de 4 à 14 μm selon l'espèce. Il est sphérique à ovoïde et contient un ou plusieurs noyaux selon l'espèce.

Entamoeba est rapporté chez de nombreux Mammifères, y compris l'Homme. Il peut être cause de dysenterie sévère chez l'Homme, mais est considéré comme peu ou non pathogène chez les herbivores (Aviruppola *et al.*, 2016; Bandin, 2004). Selon l'espèce, un risque zoonotique peut être présent.

Giardia duodenalis constituent l'unique espèce d'intérêt vétérinaire, mais elle présente de nombreux variants. *Giardia intestinalis* et *G. lamblia* sont considérés comme des synonymes.

G. duodenalis se développe dans l'intestin grêle. Le trophozoïte mesure 12-15 x 6-8 μm . Il a une forme de poire coupée en deux (symétrie bilatérale). Il comporte quatre paires de flagelles, ainsi qu'un noyau bilobé. La forme kystique est ovoïde, de 9-14 x 7-10 μm , et contient quatre noyaux ainsi que des reliquats de flagelles, qui forment une sorte de « S ».

La giardiose constitue une parasitose commune des Mammifères, dont l'Homme (zoonose). Le caractère pathogène de *Giardia* varie selon des caractéristiques intrinsèques à l'espèce et des facteurs extrinsèques. *G. duodenalis* est peu ou non pathogène chez la plupart des herbivores. Il peut toutefois provoquer des cas de diarrhée chronique par malabsorption chez les jeunes individus. En termes de traitements, l'efficacité des Benzimidazoles (Fenbendazole, Métronidazole, Albendazole) a été prouvée.

3. Phylum des Ciliophora

Parmi les Ciliés, nous présenterons le genre *Balantidium* et nous évoquerons les Ciliés symbiotiques qu'on peut observer lors d'analyses coproscopiques.

Balantidium coli est le plus souvent retrouvé au niveau du côlon et du caecum. Le trophozoïte mesure 30-150 x 25-120 µm, de forme ovoïde à ellipsoïde. La paroi présente de petits cils qui lui permettent de se déplacer. On peut identifier un macronucléus allongé et un unique micronucléus. Le péristome forme une dépression au pôle antérieur. Le kyste, forme de résistance dans l'environnement, mesure 40-60 µm de diamètre et est ovoïde, la paroi est épaisse et jaune.

Le cycle évolutif de *Balantidium* est monoxène et comparable à ceux de *Giardia* et *Entamoeba* (Cf. Figure 14).

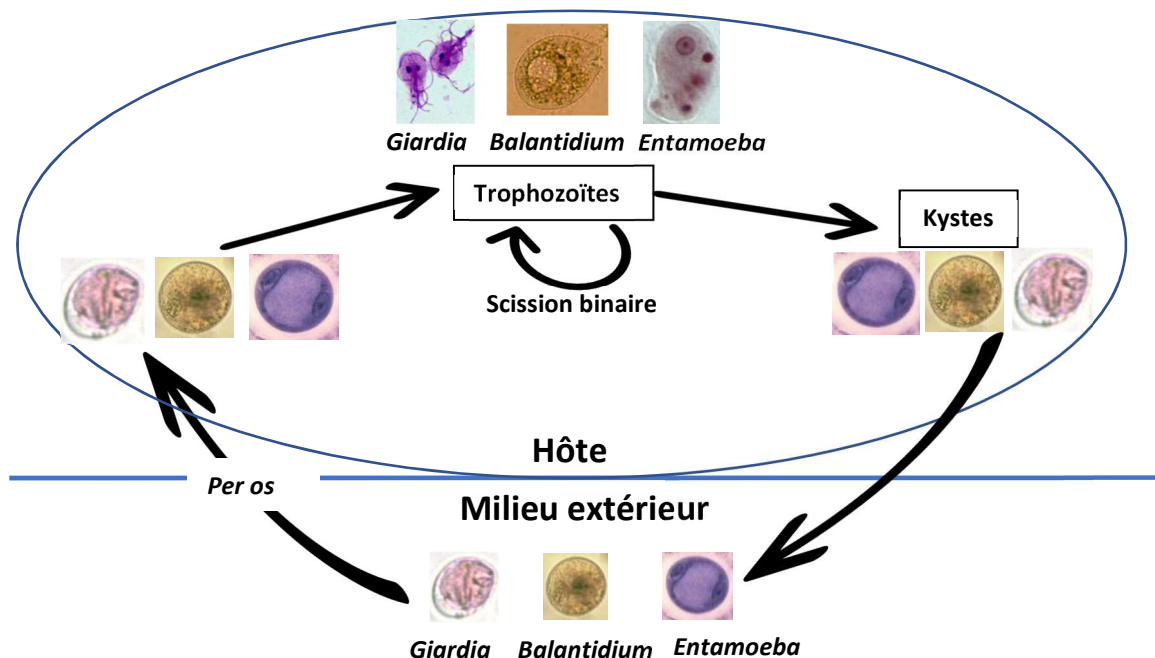


Figure 14. Cycle évolutif des Sarcomastigophora et Ciliophora digestifs

Ce schéma correspond au cycle général des Sarcomastigophora et Ciliophora digestifs rencontrés chez les herbivores. Les flèches noires représentent le cycle des genres *Entamoeba*, *Balantidium* et *Giardia*. Les cadres correspondent aux différents stades parasitaires. La transmission se fait selon un cycle oro-fécal.

Balantidium coli peut être retrouvé de façon accidentelle chez des herbivores, notamment les Camélidés et les Rhinocérotydés. Il est généralement non pathogène. Rarement associé à une pathologie chez les herbivores, il peut toutefois intervenir comme agent secondaire, notamment chez l'Homme (zoonose anecdotique) et provoquer des ulcérations au niveau de la muqueuse intestinale. On observe alors une diarrhée liquide, plus ou moins associée à une dysenterie. Ce parasite est surtout rencontré dans les régions tropicales.

Les Ciliés symbiotiques sont mentionnés ici à titre de remarque. En effet, ils sont observables par coproscopie chez certaines herbivores, notamment les Eléphantidés et les Rhinocérotidés. Ils sont cependant non pathogènes et font partie de la flore commensale. Ils sont subdivisés en de nombreuses familles et genres, pour la plupart spécifiques de leur hôte (Cf. Annexes 4 et 9).

**DEUXIEME PARTIE EXPERIMENTALE :
REALISATION D'UN ATLAS COPROSCOPIQUE
DES HERBIVORES DE PARCS ANIMALIERS EN
FRANCE**

I/ Introduction

Le parasitisme est l'une des principales causes de morbidité et de mortalité en parc animalier. En raison des nombreuses contraintes inhérentes aux infrastructures, aux animaux exotiques et à leurs parasites, la gestion du parasitisme en parc animalier repose essentiellement sur la médecine préventive. La plupart du temps, les animaux sauvages ne montrent des signes cliniques que lorsque la maladie est avancée, ce qui rend le traitement compliqué et son efficacité limitée (Barrows *et al.*, 2017; Parsani *et al.*, 2001). Or, nous avons vu que l'administration des antiparasitaires aux animaux de zoos est parfois délicate, son efficacité incertaine, et peut entraîner l'apparition de résistances. Par conséquent, il est impératif de contrôler la charge parasitaire des animaux afin de raisonner l'utilisation de ces traitements, en ciblant les individus sensibles ou lourdement parasités. Ces contrôles doivent s'intégrer dans un suivi global, prenant en compte les conditions environnementales de chaque enclos, les spécificités de chaque espèce, les cycles de vie des parasites présents et leurs éventuels vecteurs.

Parmi les animaux de zoos, les herbivores sont particulièrement affectés par le parasitisme digestif et respiratoire. En effet, ils vivent souvent en groupe sur des pâtures permanentes, où la charge parasitaire est difficilement contrôlable (Fagiolini *et al.*, 2010; Goossens *et al.*, 2005b). Pour ces espèces, la gestion du parasitisme a donc pour objectif d'empêcher l'introduction de nouveaux parasites sur les pâtures, et de maintenir une relation d'équilibre entre les parasites et leurs hôtes. En ce sens, l'examen coproscopique joue un rôle majeur dans le contrôle de la charge parasitaire.

Dans cette partie, nous présenterons une étude expérimentale, réalisée en partenariat avec seize parcs zoologiques en France. L'objectif principal est la réalisation d'un atlas coproscopique des herbivores de parcs animaliers, afin de fournir un outil pratique aux vétérinaires de zoos pour mettre en place ou affiner leur suivi parasitaire. A ces fins, nous avons sélectionné dix familles d'herbivores, parmi les plus représentées en parc zoologique, pour lesquelles des analyses coproscopiques qualitatives et semi-quantitatives ont été réalisées, afin de permettre l'identification des parasites présents et la réalisation de l'atlas. Il ne s'agit nullement d'une étude de prévalence.

Combiné à notre étude bibliographique précédemment présentée, ce travail expérimental constitue une porte d'entrée pour d'autres projets de recherches sur le parasitisme en parc animalier.

II/ Matériel et méthodes

A – Choix et présentation des familles étudiées

1. Cadre de l'étude et choix des familles étudiées

Dans cette étude, nous nous sommes limités à l'étude des herbivores de parcs animaliers en France. Des travaux similaires au nôtre ont d'ores et déjà été effectués sur les oiseaux et les carnivores dans des parcs zoologiques en France (Collet, 2015; Perrin, 2017).

Les herbivores englobent l'ensemble des animaux se nourrissant exclusivement ou principalement de plantes. Ici, nous n'aborderons que la classe des Mammifères. Parmi eux, nous ne nous intéresserons qu'aux ordres suivants : les Artiodactyles, les Diprotodontes, les Périssodactyles et les Proboscidiens. Par conséquent, les Lagomorphes, Rongeurs, Chiroptères, et autres herbivores au sens large, terrestres ou aquatiques, ne seront pas pris en compte. Concernant les Primates, une autre étude, comparable à la nôtre, est actuellement en cours de réalisation, ils n'ont donc pas été intégrés à ce projet.

Au sein des ordres susmentionnés, dix familles d'herbivores ont été sélectionnées pour cette étude : les Bovidés, les Camélidés, les Cervidés, les Eléphantidés, les Equidés, les Giraffidés, les Hippopotamidés, les Macropodidés, les Rhinocerotidés et les Tapiridés. Les Suidés et Tayassuidés ne sont pas inclus, car considérés comme omnivores. Les dix familles choisies correspondent aux espèces d'herbivores principalement représentées dans les parcs zoologiques français.

2. Présentation des familles d'herbivores étudiées

Les Bovidés (Artiodactyles) sont des ruminants (estomac polygastrique adapté à la rumination) avec des sabots à deux doigts, des cornes frontales persistantes et creuses, et une dentition caractérisée par l'absence d'incisive au niveau des maxillaires et l'absence de canine. Cette famille inclut entre autres les Antilopinés, les Bovinés, les Caprinés, les Hippotraginés.

Les Camélidés (Artiodactyles) regroupent six espèces. Le Chameau de Bactriane et le Dromadaire, retrouvés en Afrique et en Asie ; l'Alpaga, le Guanaco, le Lama et le Vigogne, présents en Amérique du Sud. Les Camélidés sont distingués des ruminants en raison des différences anatomiques et physiologiques de leur système digestif.

Les Cervidés (Artiodactyles) sont des ruminants avec des sabots présentant un nombre pair de doigts. Ils se caractérisent par la présence de bois chez les mâles de la plupart des espèces. Les Cervidés sont principalement rencontrés dans l'hémisphère nord.

Les Eléphantidés (Proboscidiens) sont des mammifères herbivores caractérisés par leur trompe. On compte actuellement deux genres et trois espèces : l'Eléphant d'Asie, et l'Eléphant d'Afrique, subdivisé en deux espèces distinctes : l'Eléphant de savane d'Afrique et l'Eléphant de forêt d'Afrique. Toutes ces espèces sont considérées comme vulnérables ou en danger par l'IUCN (International Union for Conservation of Nature) (IUCN, 2008a, 2008b).

Les Equidés (Périsso-dactyles) sont une famille d'herbivores monogastriques contenant uniquement le genre *Equus*, regroupant les différentes espèces de chevaux, d'ânes et de zèbres. Ils se caractérisent par leur doigt unique. A l'heure actuelle, les Equidés sauvages comprennent les espèces suivantes : le Cheval de Przewalski, le Kiang, l'Onagre, l'Âne sauvage d'Afrique, le Zèbre de Grévy, le Zèbre de montagne (Zèbre de Hartmann et Zèbre du Cap) et le Zèbre de Burchell. Certaines de ces espèces figurent sur la liste rouge des espèces menacées de l'IUCN, comme le Zèbre de montagne ou le Zèbre de Grévy (IUCN, 2008c, 2016a).

Les Giraffidés (Artiodactyles) sont une famille d'herbivores ruminants ne regroupant que deux espèces : la Girafe et l'Okapi. On retrouve les sous-espèces de la Girafe dans plusieurs pays de l'Afrique subsaharienne. L'Okapi est une espèce native de la République démocratique du Congo. Les Giraffidés se nourrissent principalement de feuillages. L'Okapi fait partie des espèces en danger d'extinction selon l'IUCN avec une diminution de la population mondiale de 43% entre 1995 et 2007 (IUCN, 2015a). La Girafe est également considérée comme une espèce vulnérable (IUCN, 2016b).

Les Hippopotamidés (Cétartiodactyles : regroupement des Cétacés et des Artiodactyles) regroupent l'Hippopotame et l'Hippopotame pygmée africain. Les hippopotames passent la journée dans l'eau et sortent la nuit pour se nourrir dans les pâtures environnantes. Ces deux espèces figurent sur la liste rouge de l'IUCN, l'Hippopotame étant considéré comme vulnérable et l'Hippopotame pygmée comme en danger (IUCN, 2008d, 2015b).

Les Macropodidés (Diprotodontes) sont des marsupiaux herbivores. Ils regroupent plusieurs espèces, parmi lesquelles figurent les Kangourous, les Wallabies, et les Pétrogales. La plupart de ces espèces sont retrouvées en Australie, mais l'on en rencontre également en Nouvelle-Guinée et en Indonésie.

Les Rhinocerotidés (Périsso-dactyles) correspondent aux différentes espèces de Rhinocéros : le Rhinocéros blanc, le Rhinocéros noir, le Rhinocéros indien, le Rhinocéros de Sumatra et le Rhinocéros de Java. A l'exception du Rhinocéros blanc, toutes ces espèces font face à un danger d'extinction, parfois critique (IUCN, 2011a, 2011b).

Les Tapiridés (Périsso-dactyles) sont une famille d'herbivores contenant uniquement le genre *Tapirus*, divisé en cinq espèces. Le Tapir malais est la seule espèce asiatique, les 4 autres espèces étant originaires d'Amérique du Sud : le Tapir de Baird, le Tapir des montagnes, le Tapir du Brésil, et une nouvelle espèce, *Tapirus kabomani*, découverte en 2013 (Cozzuol *et al.*, 2013).

B – Recrutement des parcs animaliers

1. Prise de contact

Cette étude expérimentale a été réalisée au sein du Service de Parasitologie de VetAgro Sup, en étroite collaboration avec le Dr Baptiste Chenet, vétérinaire au Parc de Lunaret, Zoo municipal de Montpellier. Le Dr Chenet a notamment permis d'initier le contact avec les vétérinaires de parcs animaliers adhérents à l'AFVPZ (Association Française des Vétérinaires de Parcs Zoologiques) en leur faisant part de notre projet.

Dans un second temps, les vétérinaires de parcs zoologiques ont été contactés individuellement par courrier électronique, avec une participation basée sur le volontariat. En contrepartie de leur participation, les parcs recevaient des résultats coproscopiques qualitatifs et semi-quantitatifs.

A la suite de cette prise de contact, seize parcs zoologiques ont accepté de participer à cette étude.

2. Présentation des parcs animaliers participants

2.1. Le Parc animalier de Branféré

Le Parc animalier et botanique de Branféré est situé à Le Guerno dans le Morbihan. Il abrite 150 espèces, soit plus de 1200 animaux, sur une surface de 45 hectares. Ce parc est membre de l'Association européenne des zoos et aquariums (EAZA en anglais) et de l'association de Conservation des Espèces et des Populations Animales (CEPA) participant à la sauvegarde des espèces menacées dont l'effectif est faible et/ou méconnues, ne bénéficiant pas d'une célébrité médiatique. Le parc appartient à la Fondation de France et appartient au Pôle Branféré, avec l'Ecole Nicolas Hulot pour la Nature et l'Homme.

2.2. Le Parc zoologique de CERZA

Près de Lisieux en Normandie, le zoo de CERZA est un parc animalier de 70 hectares où vivent 120 espèces, soit 1500 animaux. De nombreuses espèces y sont en semi-liberté, visibles à travers des circuits de visite pédestres. Il comprend notamment une plaine africaine de 6 hectares où cohabitent 5 espèces, et une clairière d'Asie de 3 hectares.

2.3. Le Zoo de la Palmyre

Sur la côte atlantique, entre Royan et l'île d'Oléron, le zoo de la Palmyre s'étend sur 18 hectares. Il détient 115 espèces, soit plus de 1500 animaux. Membre de l'EAZA, le zoo s'engage dans la conservation *ex situ* en participant à des Programmes Européens d'Élevage pour les espèces menacées (EEP). Il fait également partie de l'Association mondiale des zoos et aquariums (WAZA en anglais). Il s'agit d'un membre fondateur la CEPA, créée en 1997.

2.4. Le PAL

Le PAL est un parc d'attractions et un parc zoologique situé sur la commune de Saint Pourçain-sur-Besbre, dans le département de l'Allier. Il abrite 700 animaux sur une superficie totale (attractions et enclos) de 50 hectares. Ce parc est membre de l'EAZA et s'investit dans des EEP. Il soutient également des associations de conservation *in situ*, notamment au travers de la Fondation Le Pal Nature.

2.5. Le Zoo de Lyon

Le Zoo municipal de Lyon, situé dans le Parc de la Tête d'or, est le deuxième plus vieux zoo de France. Fondé en 1858, il ne présentait alors que des animaux de ferme. Le zoo actuel s'étend sur 9 hectares et contient près de 300 animaux. Membre de l'EAZA, le Zoo de Lyon s'investit dans de nombreux projets de conservation et de recherches, notamment via un partenariat avec l'École Vétérinaire de Lyon.

2.6. L'African Safari

Le parc zoologique African Safari se situe à Plaisance du Touch, à 20 minutes de Toulouse. Il présente un safari en voiture, permettant de voir des animaux en semi-liberté, et un circuit de visite pédestre. Au total, il regroupe 80 espèces, soit 600 animaux, sur 20 hectares.

2.7. Le Zoo de Montpellier

Le parc zoologique de Lunaret abrite 120 espèces, soit plus de 1100 animaux, sur 80 hectares. Il est accolé à une réserve naturelle de 20 hectares. Membre de l'EAZA, participant à des EEP et de nombreux autres projets de conservation des espèces, le Zoo municipal de Montpellier soutient également, en lien avec la municipalité, des ONG et des programmes de conservation *in situ*.

2.8. La Réserve zoologique de la Haute-Touche

Rattachée à la commune d'Obterre dans l'Indre, la Réserve zoologique de la Haute-Touche fait partie du Muséum National d'Histoire Naturelle. Située dans une forêt de 436 hectares, dont 150 accessibles au public, cette réserve fait partie des zoos les plus vastes de France. Elle contient 120 espèces, soit plus de 1300 animaux. L'espace dont dispose la réserve permet d'héberger des hardes ou des meutes avec de grands effectifs, la plupart des enclos ayant une superficie de 2 à 3 hectares, parfois plus. Elle abrite notamment une impressionnante collection de Cervidés, avec 21 espèces et sous-espèces. La réserve zoologique de la Haute-Touche est investie dans de nombreux projets de conservation et de reproduction d'espèces menacées. Elle participe également à plusieurs travaux de recherches, des locaux et des infrastructures étant présents sur place.

2.9. Le parc zoologique du Muséum de Besançon

Le Muséum de Besançon est à la fois un Musée d'Histoire naturelle et un parc animalier public, situé au sein de la Citadelle de Besançon. Environ 60 espèces, soit 550 animaux, y sont présentes. Investi dans de nombreux projets de conservation ou de recherches scientifiques, le parc met l'accent sur la reproduction d'espèces en danger d'extinction.

2.10. La Réserve africaine de Sigean

Située entre Narbonne et Perpignan, la réserve de Sigean évalue aujourd'hui ses effectifs à près de 3800 animaux, issus d'au moins 160 espèces, sur une superficie d'environ 300 hectares. Il s'agit d'un parc de semi-liberté, permettant la mise en place de plusieurs EEP. Si pour des raisons de conservations certaines espèces présentes ne sont pas originaires du continent africain, la réserve de Sigean privilégie l'élevage d'animaux africains, avec entre autres 14 espèces d'antilopes.

2.11. Le Safari de Peaugres

En Ardèche près d'Annonay, le Safari de Peaugres est un parc zoologique mixte présentant à la fois des animaux en semi-liberté, via un safari en voiture, et une partie plus classique où la visite se fait à pieds. S'étendant sur 80 hectares, le parc présente 127 espèces, soit 1000 animaux. Il fait notamment partie de WAZA.

2.12. Le ZooParc de Beauval

Dans le département de Loir-et-Cher, sur la commune de Saint-Aignan, le Zoo de Beauval abrite plus de 10 000 animaux de 600 espèces différentes, sur près de 40 hectares. Par le biais de son association « Beauval Nature », le parc soutient plus de 40 programmes de conservation et de recherches. Membre de l'EAZA et de WAZA, le zoo s'investit dans des EEP et participe à des plans de conservation *ex situ* et *in situ*.

2.13. Le Parc zoologique de Mulhouse

Le Parc zoologique et botanique de Mulhouse a été fondé en 1868, c'est donc l'un des plus vieux zoos de France. Il s'étend sur 25 hectares et abrite 170 espèces, soit 1200 animaux, et plus de 3000 plantes. Le Parc participe à près de 100 programmes internationaux de reproduction et de conservation.

2.14. Le Parc animalier de Sainte Croix

Au cœur du parc naturel régional de Lorraine, à Rhodes, le Parc animalier de Sainte Croix s'étend sur 120 hectares et présente plus de 1500 animaux issus de 100 espèces, principalement originaires d'Europe. Etant initialement conçu comme un parc de vision, ce parc abrite et élève des animaux sauvages indigènes dans un milieu naturel préservé ou reconstitué.

2.15. Le Zoo de Vincennes

Situé dans le Bois de Vincennes, le Parc zoologique de Paris est un établissement culturel et scientifique appartenant au Muséum National d'Histoire Naturelle. Depuis 2005, de nombreux travaux ont permis une rénovation complète du zoo, initialement fondé en 1934. Le parc a d'ailleurs été fermé de 2008 à 2014. Aujourd'hui, le parc zoologique détient 180 espèces, soit plus de 2000 animaux, sur près de 15 hectares. Le Parc zoologique de Paris est impliqué dans de nombreux programmes de conservation.

2.16. Le Bioparc de Doué-la-Fontaine

Dans le département de Maine-et-Loire, le parc zoologique de Doué-la-Fontaine s'étend sur 15 hectares et présente 1200 animaux issus de 130 espèces. Membre de l'EAZA et de WAZA, le parc s'investit dans plusieurs EEP et est notamment l'initiateur des « projets natures » visant à protéger des milieux naturels et les espèces qui y vivent.

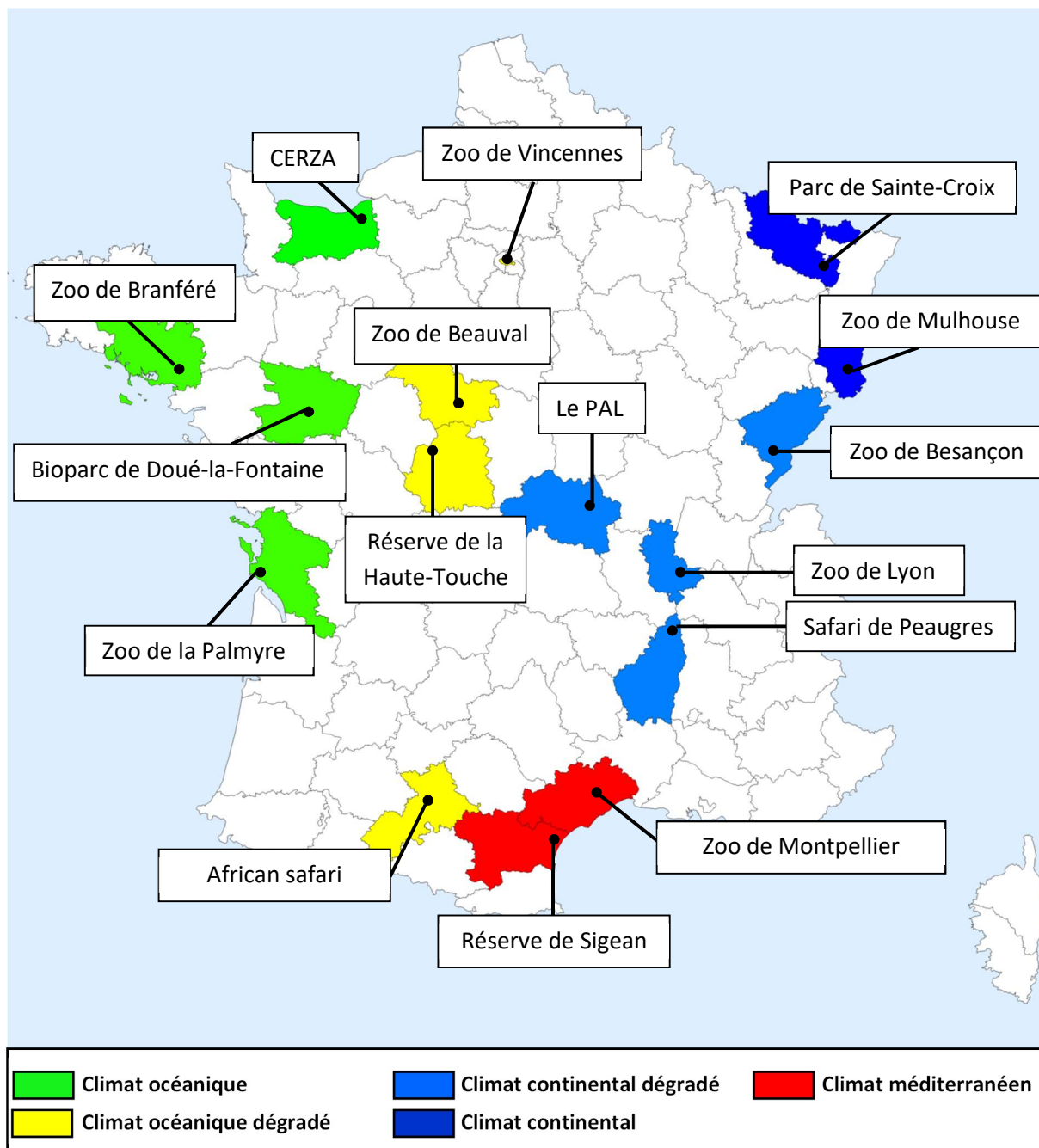


Figure 15. Carte de France présentant les parcs animaliers participants et leur climat

C – Méthode de prélèvement et d'envoi : fiche prélèvement

Afin de standardiser la méthode de prélèvement, des consignes ont été envoyées par courrier électronique aux parcs animaliers, associées à une fiche de prélèvement à remplir par le vétérinaire (Cf. Annexe 12).

Dans ces courriers, il était spécifié que « les prélèvements doivent être le plus frais possible, et les animaux ne doivent pas avoir reçu de traitement API (Antiparasitaire Interne) dans les 3 derniers mois minimum ».

Concernant la fiche de prélèvement, elle contient un court rappel sur la technique de prélèvement et sur les modalités d'envoi. Il est notamment précisé que lors du prélèvement des matières fécales ramassées sur le sol, « il est important de ne pas collecter les fèces directement au contact de la terre et de prélever uniquement la partie centrale de la matière fécale, afin de limiter au maximum les contaminations extérieures ». Elle présente également un tableau permettant de préciser pour chaque prélèvement les informations suivantes :

- Espèce
- Date de prélèvement
- Groupe/Individu
- Sol/Intra-rectal
- Dernier traitement antiparasitaire interne (Date, molécule, posologie)

Ainsi, de Juillet 2016 à Janvier 2018, 310 prélèvements, provenant de 77 espèces et sous-espèces issues des 10 familles d'herbivores sélectionnées, ont été réalisés et envoyés par les parcs animaliers participants, puis analysés au Service de Parasitologie de Vetagro Sup. Un maximum de 20 échantillons par semaine a été fixé afin de limiter le temps entre la réalisation des prélèvements et de leur analyse. Au fil de l'étude, certaines espèces ont été ciblées au sein des zoos participants afin d'obtenir un nombre suffisant d'échantillons pour chaque famille d'herbivores étudiées.

Les prélèvements ont été envoyés dans des pots en plastiques hermétiques ou des gants à usage unique fermés, sous couvert de froid. Selon les parcs animaliers, entre 1 et 3 séries d'envois ont eu lieu sur les 19 mois d'expérimentations. Les prélèvements provenaient soit d'un individu donné, soit d'un groupe (mélange de différentes matières fécales).

D – Analyses coproscopiques

1. Méthode d'analyse des prélèvements

L'analyse des prélèvements a été effectuée en quatre temps, selon un protocole standardisé. La méthode d'analyse est décrite ci-dessous.

Dans un premier temps, une partie de chaque prélèvement est isolée, identifiée, puis congelée. Cette étape permet la constitution d'un stock d'échantillons pour la réalisation d'éventuelles études ultérieures de biochimie moléculaire.

Le reste des prélèvements est identifié, puis examiné selon deux techniques de coproscopie. La première consiste à la recherche de cryptosporidies à l'aide de la solution de Sheather, la technique étant décrite dans la première partie (Cf. Partie 1, I/C – La coproscopie en parc animalier : principes et protocoles).

La seconde analyse est une méthode de coproscopie semi-quantitative. Il s'agit de la technique de flottation de Janeckso-Urbanyi. Comme la méthode Mac Master, elle nécessite l'utilisation d'un soluté de densité supérieure aux éléments parasitaires recherchés, en l'occurrence du sulfate de Zinc ($ZnSO_4$) à une densité de 1,36.

Préparations des prélèvements :

1. **Homogénéiser les fèces** : si les matières fécales sont sèches, utiliser le pilon et le mortier
2. **Pesée** : Prélever 5g de matière fécale et les placer dans un premier verre à pied
3. **Ajouter le liquide de flottation** : les fèces sont diluées dans 20mL de sulfate de Zinc
4. **Filtrer** : utiliser une passoire à thé recouverte d'une compresse non tissée dépliée (ou de deux gazes dépliées, disposées l'une sur l'autre) et un second verre à pied
5. **Centrifuger** : dans un tube à essai de 15mL, verser le filtrat jusqu'à l'obtention d'un ménisque (en cas de filtrat insuffisant, compléter avec du sulfate de Zinc). Recouvrir le tube d'une lamelle en évitant de capturer une bulle d'air. Equilibrer la centrifugeuse avec un autre tube de poids strictement identique. Centrifuger pendant 5 minutes à 700-800 tours/minutes (selon la quantité de déchets végétaux).
6. **Prélever la lamelle** : la déposer sur une lame et réaliser un examen microscopique.

Examen microscopique :

La lamelle doit être examinée dans son ensemble, par balayage vertical, en se décalant horizontalement d'un champ à chaque fois que le bord de la lamelle est atteint.

La mise au point doit se faire sur les bulles d'air visibles. En effet, en raison du soluté de forte densité, les éléments parasitaires sont collés sous la lamelle, tout comme les bulles d'air.

Une première lecture à l'objectif x10 permet d'observer les œufs de strongles, de cestodes, et de trématodes. Une seconde lecture à l'objectif x40 est nécessaire pour mettre en évidence les oocystes de coccidies ou de *Giardia*.

L'identification des parasites est réalisée à l'aide de différentes sources bibliographiques (Beugnet *et al.*, 2004; Taylor *et al.*, 2007; Thienpont *et al.*, 2003).

Des photographies et des mesures des éléments parasitaires observés sont réalisées à l'aide du logiciel Zen Core© (Zeiss, France) et d'une caméra Axio cam ERc 5s (Zeiss, France).

Dans le cadre de cette étude, aucune technique de coproculture ou recherche des larves de parasites respiratoires n'a été réalisée, en raison du grand nombre d'échantillons à traiter et du peu de temps de manipulation disponible.

2. Présentation des résultats d'analyses

2.1. Résultats qualitatifs

L'identification des éléments parasitaires ne permettait que rarement d'obtenir une espèce précise (exemples : *Dicrocoelium dentriticum*, *Parascaris equorum*) et se limitait le plus souvent au genre (exemples : *Eimeria sp.*, *Trichuris sp.*). Dans le cas des strongles digestifs, la différenciation des différents genres étant souvent délicate en raison des tailles, formes et contenus similaires (sauf exceptions), l'identification se restreignait au terme de « strongles digestifs ».

Concernant les coccidies, lorsque les oocystes étaient sporulés, il était possible de différencier le genre *Eimeria* (majoritairement retrouvé chez les herbivores) du genre *Isospora* (principalement rencontré chez les carnivores) selon le nombre de sporocystes. Cependant, lorsque les oocystes étaient non sporulés, l'identification se résumait au terme « d'oocystes non sporulés de coccidies ».

2.2. Résultats semi-quantitatifs

A la suite d'un envoi de prélèvements, chaque parc zoologique a reçu un compte-rendu avec les résultats semi-quantitatifs des coproscopies réalisées (Cf. Annexe 13).

Le dénombrement des différents éléments parasitaires s'est fait sur une base arbitraire, selon la grille suivante :

- 1-10 éléments parasitaires : Présence
- 10-100 éléments parasitaires : +
- 100-200 éléments parasitaires : ++
- 200-300 éléments parasitaires : +++
- > 300 éléments parasitaires : ++++

Ce comptage était réalisé lors de la lecture de la coproscopie simple par flottation (Solution de Janeckso-Urbanyi).

III/ Résultats

A – Présentation générale

Au cours de cette étude, nous avons analysé 310 échantillons, correspondant à des prélèvements individuels ou groupés, issus de 77 espèces ou sous-espèces provenant des 10 familles d'herbivores sélectionnées.

Sur les 310 coproscopies réalisées, 175 se sont révélées positives (56,5%) et 73 (23,5%) présentaient des infestations mixtes, avec au moins deux types d'éléments parasitaires identifiés.

L'importance de la charge parasitaire varie de la simple présence à des quantités importantes (plus de 300 éléments parasitaires observés par lame). Des infestations avec plus de 100 éléments parasitaires observés par lame ont été retrouvées chez 45 individus ou groupes d'individus, soit 25,7% des résultats positifs. N'ayant pas de seuil d'infestation prédéfini en fonction de l'espèce parasite et de l'espèce hôte en question, nous considérons ces infestations significatives, sur une base arbitraire. De même, les infestations présentant entre 10 et 100 éléments parasitaires sont qualifiées de « faibles », les infestations présentant entre 100 et 200 éléments parasitaires sont qualifiées de « modérées », entre 200 et 300 éléments parasitaires, elles sont dites « importantes ». Enfin, les infestations avec plus de 300 éléments parasitaires sont considérées comme « très importantes ». Cependant, ces qualifications servent uniquement d'indicateurs, de repères et ne sont nullement associées à d'éventuelles conséquences cliniques ou médicales.

B - Résultats en fonction des espèces hôtes

Les résultats bruts détaillant les données de chaque prélèvement ne sont pas inclus dans ce travail. La présentation des analyses coproscopiques réalisées se limite à l'échelle de l'espèce, avec une compilation des résultats obtenus dans les différentes séries d'envois pour l'ensemble des zoos participants (Cf. Tableau II).

Tableau II. Résultats d'analyses coproscopiques en fonction des espèces

Le nombre de parcs ayant fourni des prélèvements pour chaque espèce ainsi que le caractère individuel ou groupé des échantillons est précisé dans la colonne de droite. La lettre « P » dans la colonne Eléments parasitaires signifie « Présence » (pour 1 à 10 éléments parasitaires observé(s) par lame).

	Nom commun français	Nom latin	Eléments parasitaires	Nombre de parcs
Bovidés	Addax	<i>Addax nasomaculatus</i>	Coccidies : + Strongles digestifs : P	2 (Groupes)
	Antilope cervicapre	<i>Antilope cervicapra</i>	-	1 (Groupe)
	Antilope nilgaut / Nilgaut	<i>Boselaphus tragocamelus</i>	<i>Fasciola sp.</i> : P	1 (Groupe)
	Banteng	<i>Bos javanicus</i>	-	2 (Groupes)
	Bongo	<i>Tragelaphus eurycerus</i>	<i>Eimeria sp.</i> : P	1 (Groupe)
	Chèvre naine	<i>Capra hircus</i>	Coccidies : ++	1 (2 Groupes)
			<i>Capillaria sp.</i> : P	
			<i>Nematodirus sp.</i> : P	
			Strongles digestifs : P	
	Cobe à croissant	<i>Kobus ellipsiprymnus</i>	<i>Strongyloides sp.</i> : P	2 (1 Groupe et 1 Individu)
	Cobe de Lechwe	<i>Kobus leche</i>	<i>Strongyloides sp.</i> : P	1 (Groupe)
	Cobe de Mrs Gray	<i>Cobus megaceros</i>	Strongles digestifs : P <i>Strongyloides sp.</i> : P	3 (Groupes)
	Damalisque/Blesbok	<i>Damaliscus pygargus</i>	<i>Capillaria sp.</i> : P	1 (Groupe)
	Dik dik de Kirk	<i>Madoqua kirkii</i>	-	1 (Groupe)
	Eland / Elan du Cap	<i>Taurotragus oryx</i>	Coccidies : +	2 (Groupes)
			<i>Paramphistomum sp.</i> : ++	
			<i>Strongyloides sp.</i> : P	
	Gazelle Dama	<i>Gazella dama</i>	<i>Trichuris sp.</i> : P	1 (Groupe)
	Gnou à queue blanche	<i>Connochaetes gnou</i>	<i>Strongyloides sp.</i> : P	1 (Groupe)
	Grand Bharal	<i>Pseudois nayaaur</i>	-	1 (Groupe)
	Grand Koudou	<i>Tragelaphus strepsiceros</i>	<i>Capillaria sp.</i> : P	1 (Groupe)
			Strongles digestifs : P	
			<i>Strongyloides sp.</i> : P	
	Hippotrague noir	<i>Hippotragus niger</i>	Coccidies : P Strongles digestifs : P	1 (Groupe)
	Mouflons à manchettes	<i>Ammotragus lervia</i>	<i>Eimeria sp.</i> : +++	2 (1 Groupe et 2 Individus)
			<i>Nematodirus sp.</i> : P	
			Strongles digestifs : +	
	Mouflon corse	<i>Ovis orientalis musimon</i>	Coccidies : ++++ <i>Paramphistomum sp.</i> : + Strongles digestifs : + <i>Strongyloides sp.</i> : +	1 (Groupe)
	Mouton	<i>Ovis aries</i>	Coccidies : +	1 (Groupe)
			Strongles digestifs : P	
			<i>Trichuris sp.</i> : P	
	Mouton d'Ouessant	<i>Ovis aries</i>	Coccidies : P <i>Capillaria sp.</i> : + <i>Dicrocoelium sp.</i> : ++	1 (2 Individus)
Mouton du Cameroun	<i>Ovis aries</i>	Coccidies : ++	2 (3 Groupes)	
		<i>Moniezia sp.</i> : ++		
		Strongles digestifs : P		
Nyala	<i>Tragelaphus angasii</i>	Coccidies : P	2 (Groupes)	
Oryx algazelle	<i>Oryx dammah</i>	Coccidies : ++	3 (2 Groupes et 1 Individu)	
		Strongles digestifs : P		
Oryx beisa	<i>Oryx beisa</i>	Coccidies : +	2 (Groupes)	
		<i>Capillaria sp.</i> : P		
		Strongles digestifs : P <i>Strongyloides sp.</i> : P		
Oryx d'Arabie	<i>Oryx leucoryx</i>	Coccidies : +	1 (Groupe)	
		Strongles digestifs : P		
Oryx gazelle	<i>Oryx gazella</i>	<i>Nematodirus sp.</i> : P	1 (Groupe)	
		Strongles digestifs : P		
		<i>Trichuris sp.</i> : P		
Petit Koudou	<i>Tragelaphus imberbis</i>	Coccidies : P	1 (Groupe)	
		<i>Trichuris sp.</i> : P		
Watusi	<i>Bos taurus</i>	<i>Paramphistomum sp.</i> : P <i>Strongyloides sp.</i> : P	3 (Groupes)	

Camélidés	Alpaga	<i>Vicugna pacos</i>	<i>Capillaria sp.</i> : + Coccidies : P <i>Dicrocoelium sp.</i> : + <i>Nematodirus sp.</i> : P Strongles digestifs : P <i>Strongyloides sp.</i> : ++ <i>Trichuris sp.</i> : ++++	5 (Groupes)
	Chameau de Bactriane	<i>Camelus bactrianus</i>	Coccidies : ++++ Strongles digestifs : ++ <i>Trichuris sp.</i> : +	3 (Groupes)
	Dromadaire	<i>Camelus dromedarius</i>	<i>Capillaria sp.</i> : P <i>Eimeria sp.</i> : ++ <i>Nematodirus sp.</i> : P Strongles digestifs : P <i>Trichuris</i> : ++	4 (3 Groupes et 5 Individus)
	Guanaco	<i>Lama guanicoe</i>	Coccidies : + <i>Nematodirus sp.</i> : P Strongles digestifs : P <i>Strongyloides sp.</i> : P <i>Trichuris sp.</i> : P	3 (Groupes)
	Lama	<i>Lama glama</i>	Coccidies : P <i>Trichuris sp.</i> : P	3 (Groupes)
	Vigogne	<i>Vicugna vicugna</i>	<i>Eimeria sp.</i> : + Strongles digestifs : + <i>Strongyloides sp.</i> : + <i>Trichuris sp.</i> : P	6 (6 Groupes et 1 Individu)
Cervidés	Cerf axis	<i>Axis axis</i>	-	1 (Groupe)
	Cerf cochon	<i>Axis porcinus</i>	-	3 (Groupes)
	Cerf d'Eld du Siam / Thamin	<i>Cervus eldii</i>	Coccidies : P	1 (2 Groupes)
	Cerf de Bactriane	<i>Cervus elaphus bactrianus</i>	Strongles digestifs : P <i>Trichuris sp.</i> : P	1 (Groupe)
	Cerf de Duvaucel / Barasingha	<i>Rucervus duvaucelii</i>	-	1 (Groupe)
	Cerf du Père David	<i>Elaphurus davidianus</i>	Strongles digestifs : P	1 (2 Groupes)
	Cerf du Prince Alfred	<i>Cervus alfredi/Rusa alfredi</i>	-	2 (1 Groupe et 2 Individus)
	Cerf élaphe	<i>Cervus elaphus</i>	Strongles digestifs : P <i>Strongyloides sp.</i> : P	2 (Groupes)
	Cerf sika	<i>Cervus nippon</i>	Coccidies : P Strongles digestifs : P <i>Strongyloides sp.</i> : P	3 (6 Groupes)
	Daim	<i>Dama dama</i>	<i>Capillaria sp.</i> : + Coccidies : + <i>Nematodirus sp.</i> : P <i>Paramphistomum sp.</i> : P Strongles digestifs : + <i>Strongyloides sp.</i> : + <i>Trichuris sp.</i> : P	2 (3 Groupes)
	Elan d'Europe	<i>Alces alces</i>	Strongles digestifs : P	1 (1 Individu)
	Elan du Canada / Orignal	<i>Alces americanus</i>	<i>Trichuris sp.</i> : P	1 (Groupe)
	Hydropote de Chine	<i>Hydropotes inermis</i>	Coccidies : P Strongles digestifs : + <i>Strongyloides sp.</i> : +	1 (1 Groupe et 1 Individu)
	Muntjac de Reeves	<i>Muntiacus reevesi</i>	Strongles digestifs : P	3 (Groupes)
	Pudu	<i>Pudu puda</i>	Coccidies : P <i>Strongyloides sp.</i> : P	1 (Groupe)
	Renne	<i>Rangifer tarandus</i>	<i>Nematodirus sp.</i> : P Strongles digestifs : ++++ <i>Trichuris sp.</i> : P	2 (3 Individus)
Wapiti	<i>Cervus canadensis</i>	Strongles digestifs : + <i>Strongyloides sp.</i> : P	2 (Groupes)	

Eléphantidés	Elephant d'Asie	<i>Elephas maximus</i>	Ciliés commensaux : ++	2 (1 Groupe et 7 Individus)
	Elephant de savane d'Afrique	<i>Loxodonta africana</i>	Ciliés commensaux : ++ Strongles digestifs : P	4 (15 Individus)
Equidés	Âne de Somalie	<i>Equus asinus somalicus</i>	<i>Parascaris sp.</i> : ++ Strongles digestifs : ++ <i>Trichuris sp.</i> : P	2 (1 Groupe et 6 Individus)
	Baudet du Poitou	<i>Equinus asinus</i>	Strongles digestifs : P	1 (Groupe)
	Kiang	<i>Equus kiang</i>	Coccidies : P Strongles digestifs : P <i>Strongyloides sp.</i> : P	1 (2 Individus)
	Onagre de Perse	<i>Equus hemionus onager</i>	Strongles digestifs : P	2 (1 Groupe et 2 Individus)
	Zèbre de Chapman	<i>Equus quagga chapmani</i>	-	1 (2 Individus)
	Zèbre de Grant	<i>Equus quagga bohemi</i>	<i>Parascaris sp.</i> : + Strongles digestifs : ++	2 (1 Groupe et 2 Individus)
	Zèbre de Grévy	<i>Equus grevyi</i>	<i>Parascaris sp.</i> : ++++ Strongles digestifs : ++++	3 (1 Groupe et 6 Individus)
	Zèbre de Hartmann	<i>Equus zebra hartmannae</i>	<i>Parascaris sp.</i> : P Strongles digestifs : ++++	3 (1 Groupe et 5 Individus)
Giraffidés	Girafe	<i>Giraffa camelopardalis</i>	<i>Capillaria sp.</i> : + Coccidies : P <i>Nematodirus sp.</i> : P Strongles digestifs : ++ <i>Trichuris sp.</i> : +++	10 (8 Groupes et 15 Individus)
	Okapi	<i>Okapia johnstoni</i>	<i>Trichuris sp.</i> : P	2 (Groupes)
Hippopotamidés	Hippopotame	<i>Hippopotamus amphibius</i>	Coccidies : P	4 (1 Groupe et 6 Individus)
	Hippopotame pygmée	<i>Hexaprotodon liberiensis</i>	Coccidies : P Strongles digestifs : P	3 (7 Individus)
Macropodidés	Dendrolague de Goodfellow	<i>Dendrolagus goodfellowi</i>	-	1 (2 Individus)
	Dendrolague de Matschie	<i>Dendrolagus matschiei</i>	-	1 (2 Individus)
	Kangourou roux	<i>Macropus rufus</i>	<i>Eimeria sp.</i> : ++ Strongles digestifs : ++++ <i>Strongyloides sp.</i> : P	7 (7 Groupes et 2 Individus)
	Pétrogale à pied jaune	<i>Petrogale xanthopus</i>	Coccidies : +	2 (Groupes)
	Wallaby de Bennett	<i>Macropus rufogriseus</i>	<i>Eimeria sp.</i> : +++ Strongles digestifs : P <i>Strongyloides sp.</i> : P	5 (4 Groupes et 2 Individus)
	Wallaby des rochers	<i>Petrogale lateralis</i>	<i>Eimeria sp.</i> : ++++ <i>Strongyloides sp.</i> : P	2 (4 Individus)
Rhinocerotidés	Rhinocéros blanc	<i>Ceratotherium simum</i>	Ciliés commensaux : P Coccidies : P <i>Oxyuris sp.</i> : P Strongles digestifs : P <i>Trichuris sp.</i> : P	8 (1 Groupe et 24 Individus)
	Rhinocéros indien	<i>Rhinoceros unicornis</i>	Ciliés commensaux : + <i>Strongyloides sp.</i> : P	2 (1 Groupe et 4 Individus)
	Rhinocéros noir	<i>Diceros bicornis</i>	Strongles digestifs : P	1 (Groupe)
Tapiridés	Tapir de Malaisie	<i>Tapirus indicus</i>	Coccidies : P Strongles digestifs : P	2 (1 Groupe et 4 Individus)
	Tapir du Brésil	<i>Tapirus terrestris</i>	Coccidies : P Strongles digestifs : P <i>Trichuris sp.</i> : P	8 (5 Groupes et 6 Individus)

En termes de diversité parasitaire, jusqu'à 7 genres différents ont été observés chez une même espèce (Alpaga). Dans les cas d'infestations mixtes évoquées précédemment, jusqu'à 6 types d'éléments parasites ont été retrouvés dans un même prélèvement (Daim).

L'importance des infestations parasites est représentée dans la Figure 16. L'intensité des infestations s'est limitée à une simple présence dans 45 cas sur 175 (45%) chez 35 espèces différentes (45,5%). A l'inverse, pour 20 espèces, les prélèvements ont révélé des charges parasites relativement importantes (++ ; +++ ; ++++ : > 100 éléments parasites observés par lame). Les plus importantes infestations (++++ : > 300 éléments parasites comptés par lame) ont été observées chez le Mouflon corse, l'Alpaga, le Chameau de Bactriane, le Renne, le Zèbre de Grévy, le Zèbre de Hartmann, le Kangourou roux et le Wallaby des rochers.

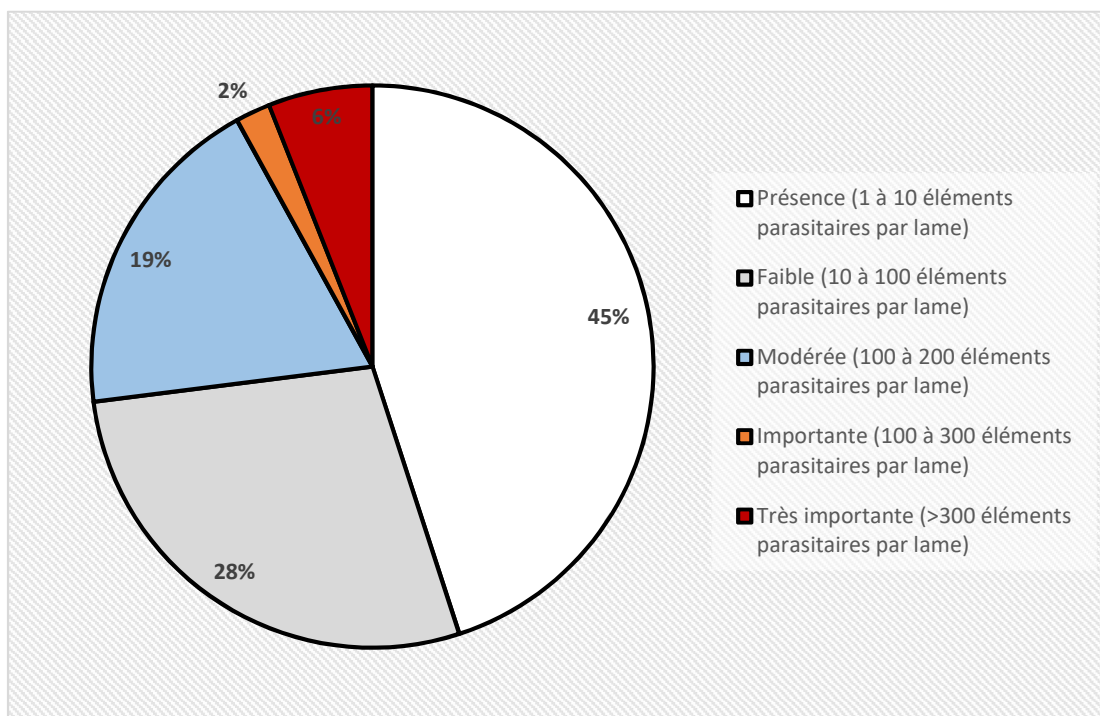


Figure 16. Répartition des différentes intensités d'infestations parasites en parc animalier

C - Résultats en fonction des familles d'herbivores

Les résultats obtenus sont également présentés à l'échelle des familles d'herbivores, ce qui simplifie la lecture des données et permet une vue d'ensemble (Cf. Tableau III). Toutefois, nous ne présentons ici que les résultats qualitatifs. Les données obtenues suites aux analyses semi-quantitatives vis-à-vis des différentes familles d'herbivores seront présentées dans un second temps, en lien avec les traitements antiparasitaires.

Tout d'abord, on constate que toutes les familles d'herbivores de parcs animaliers sont parasitées. Les Bovidés présentent la plus grande diversité, avec 10 types de parasites observés. 7 types différents sont présents chez les Camélidés et Cervidés, 5 chez les Equidés, les Giraffidés et les Rhinocerotidés, 3 chez les Macropodidés et les Tapiridés. Les Eléphantidés et les Hippopotamidés constituent les familles présentant le parasitisme le moins varié, avec seulement 2 types de parasites rencontrés.

Tableau III. Eléments parasitaires observés en coproscopies selon les familles d'herbivores étudiées

Les parasites observés sont symbolisés par des X. Les cases grisées correspondent aux parasites non rapportés chez la famille d'herbivores étudiée, d'après nos références bibliographiques (Cf. Annexes 1 à 10).

Eléments parasitaires		Bovidés	Camélidés	Cervidés	Eléphantidés	Equidés	Giraffidés	Hippopotamidés	Macropodidés	Rhinocerotidés	Tapiridés
Nématodes	Strongles digestifs	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X
	<i>Strongyloides</i>	X	X	X		X			X	X	
	<i>Nematodirus</i>	X	X	X			X				
	Oxyures									X	
	Capillaridés	X	X	X			X				
	<i>Trichuris</i>	X	X	X		X	X			X	X
	<i>Parascaris</i>					X					
	<i>Toxocara</i>										
Cestodes	Anoplocéphalidés	X									
Trématodes	<i>Dicrocoelium</i>	X	X								
	Fasciolidés	X									
	Paramphistomatoidés	X		X							
	Schistosomatoidés										
Protozoaires	<i>Balantidium</i>										
	Ciliés commensaux				X					X	
	Coccidies	X	X	X		X	X	X	X		X
	<i>Cryptosporidium</i>										
	<i>Giardia</i>										
Effectifs	Nombre de prélèvements	46	32	41	30	31	30	21	25	33	21
	Nombre de parcs	7	9	11	5	5	10	6	8	10	7

D - Les éléments parasitaires observés

Sur les 18 types d'éléments parasitaires recherchés, 13 ont été observés chez au moins 1 famille d'herbivores. Seuls les éléments parasitaires suivants n'ont pas été rencontrés : *Balantidium*, *Cryptosporidium*, *Giardia*, Schistosomatoidés et *Toxocara* (Cf. Tableau III).

1. Les Nématodes

Des Nématodes ont été retrouvés dans toutes les familles d'herbivores étudiées. Parmi les 175 coproscopies positives, 135 ont révélé la présence de Nématodes (77,1%). Les strongles digestifs constituent l'élément parasitaire le plus souvent rencontré, avec une présence chez 43 espèces sur 77 (55,8%). Les strongles digestifs englobent la plupart des genres parasitaires faisant partie des super familles Strongyloidea et Trichostrongyloidea.

Le genre *Nematodirus*, facilement reconnaissable à l'examen microscopique par sa taille importante et le faible nombre de blastomères, a été observé dans 10 espèces différentes (13%) et au sein de 4 familles d'herbivores (Bovidés, Camélidés, Cervidés et Giraffidés).

Le genre *Strongyloides*, strongle respiratoire caractérisé par des œufs le plus souvent larvés et de petite taille, a été retrouvé dans 22 espèces (28,6%) dans 6 familles d'herbivores (Bovidés, Camélidés, Cervidés, Equidés, Macropodidés et Rhinocerotidés).

Le genre *Trichuris* (super famille des Trichinelloidea) a également été signalé dans 20 espèces (26%) au sein de 7 familles d'herbivores (Bovidés, Camélidés, Cervidés, Equidés, Giraffidés, Rhinocerotidés et Tapiridés). Pour ce qui est des Tapiridés, le genre *Trichuris* n'est pas mentionné dans la bibliographie correspondante (Cf. Annexe 10).

Le genre *Capillaria* (récemment renommé *Aonchotheca*) a quant à lui été rencontré dans 9 espèces (11,7%) parmi 4 familles d'herbivores (Bovidés, Camélidés, Cervidés et Giraffidés).

Concernant l'Ordre des Ascaridida, seul le genre *Parascaris* a été observé chez 4 espèces d'Equidés.

Pour ce qui est de l'Ordre des Oxyurida, seul un rhinocéros blanc a présenté des œufs d'oxyures, compatibles avec le genre *Oxyuris*.

Aucun membre de l'ordre des Spirurida n'a été observé dans cette étude.

2. Les Cestodes

Des œufs du genre *Moniezia* ont été observés chez un groupe de moutons du Cameroun (1,3%). Il s'agit du seul échantillon ayant présenté des œufs de Cestodes.

3. Les Trématodes digestifs

Des œufs de paramphistomes ont été rencontrés dans 4 espèces différentes (5,2%) dans 2 familles d'herbivores (Bovidés et Cervidés).

Des œufs de *Dicrocoelium dentriticum* ont été observés dans 2 espèces (2,6%), dont un groupe de moutons domestiques, élevés dans un parc zoologique à titre pédagogique. Des œufs de petites douves ont également été retrouvés dans des groupes d'alpagas provenant de deux parcs animaliers différents.

Concernant les Fasciolidés, un œuf de *Fasciola* a été retrouvé chez un groupe d'antilopes nilgauts (1,3%).

4. Les Protozoaires

Parmi les Protozoaires digestifs, seuls des oocystes de coccidies (essentiellement *Eimeria sp.*) et des ciliés commensaux ont été observés dans 77 coproscopies, soit 44% des résultats positifs.

Des oocystes sporulés ou non de coccidies ont été rapportés chez 35 espèces (45,5%) au sein de 8 familles d'herbivores (toutes exceptées les Eléphantidés et les Rhinocérotidés). Tous les oocystes ayant sporulé appartenaient au genre *Eimeria*. D'après la bibliographie, des oocystes de coccidies n'avaient pas été observés chez des Hippopotamidés auparavant (Cf. Annexe 7).

Des ciliés commensaux ont été rencontrés chez 4 espèces (5,2%) appartenant aux familles des Eléphantidés (Eléphant d'Afrique et Eléphant d'Asie) et des Rhinocérotidés (Rhinocéros blanc et Rhinocéros indien).

Ces résultats sont illustrés par la Figure 17.

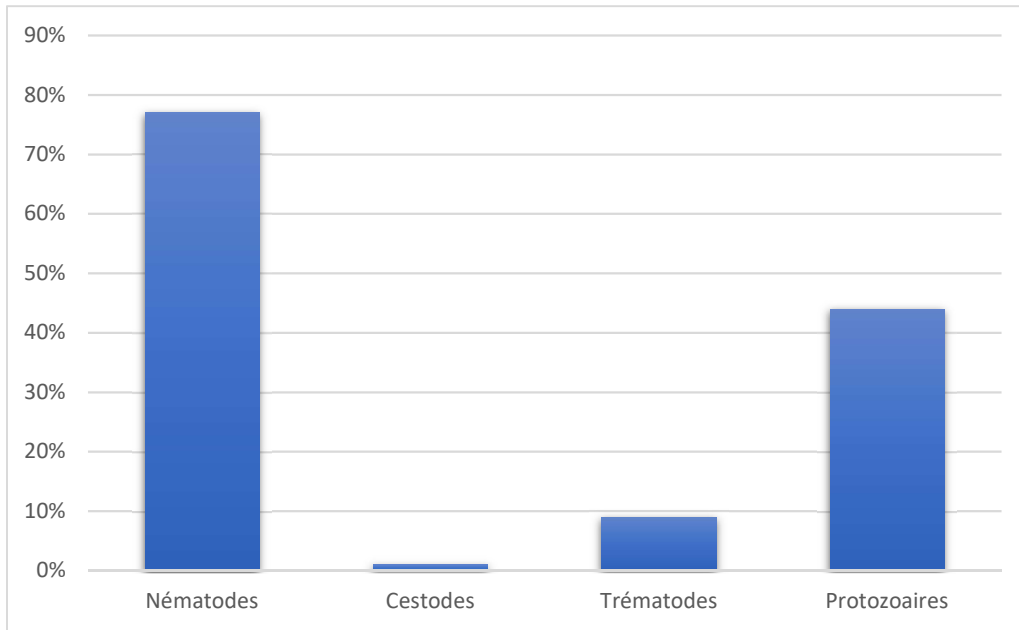


Figure 17. « Prévalence » des différentes classes de parasites retrouvés en parc animalier en France

E – Présentation des traitements antiparasitaires internes mis en œuvre

Lors de la réalisation des prélèvements, il a été demandé aux vétérinaires des parcs animaliers d'indiquer le dernier traitement antiparasitaire interne (API) donné à l'animal ou au groupe en question. Bien que toutes les fiches de prélèvements n'aient pas été remplies avec précision, certaines informations n'étant pas disponibles, nous pouvons à partir des traitements et protocoles indiqués présenter les différentes molécules utilisées, leur voie d'administration et parfois leur posologie. L'ensemble de ces informations est résumé dans l'Annexe 11.

Au sein de 15 zoos participants, nous avons ainsi recensé 170 protocoles différents concernant les API, en fonction des parcs et des espèces. Il nous manque dans cette étude les informations sur les traitements API pour 1 parc sur 16. Le nombre de protocoles est nettement inférieur au nombre total de coproscopies, ce qui s'explique par l'absence d'information pour certains individus, et le regroupement pour chaque parc des individus d'une même espèce recevant un traitement identique.

Afin de pouvoir par la suite comparer les résultats selon le traitement mis en place, seule l'observation d'œufs ou de larves de Nématodes est prise en compte dans les résultats suivants. En effet, nous verrons par la suite que la plupart des traitements antiparasitaires utilisés cible essentiellement les Nématodes. Par conséquent, l'observation de Protozoaires, de Cestodes ou de Trématodes ne constitue pas un critère valable pour évaluer l'efficacité d'un protocole ou d'une molécule dans cette étude.

1. Absence de traitement

Dans 73 cas sur 170 (43%), nous avons constaté que les animaux n'ont pas reçu de traitement API dans la dernière année avant la réalisation d'un prélèvement et dans certains cas, depuis leur arrivée dans le parc. Cette absence de traitement a été observée dans 11 parcs sur 15 (73%) et pour toutes les familles d'herbivores étudiées. Parmi ces dernières, les Hippopotamidés et les Eléphantidés sont les plus souvent concernés. Aucun hippopotame n'a été vermifugé dans les années précédant cette étude et 86% des éléphants n'ont pas reçu de traitement API dans l'année précédant l'analyse coproscopique. L'absence de traitement API est également retrouvée chez 67% des Rhinocerotidés, 60% des Equidés, 56% des Macropodidés, 45% des Tapiridés, 42% des Giraffidés, 36% des Camélidés, 22% des Bovidés et 21% des Cervidés.

Concernant les analyses coproscopiques associées, en limitant l'observation aux Nématodes (voir explications ci-dessus), 49% des examens réalisés sur les individus correspondants ont révélé la présence de Nématodes. En termes d'intensité des infestations, 36% des coproscopies positives présentaient une charge parasitaire significative (++ à ++++ : > 100 éléments parasitaires observés par lame). Pour rappel, ce seuil est fixé de façon arbitraire,

s'agissant d'analyses semi-quantitatives. Parmi les familles d'herbivores présentant des charges parasitaires importantes en l'absence de traitement API, on retrouve d'abord les Equidés, les Macropodidés, les Camélidés, puis dans un second temps les Giraffidés et les Bovidés.

2. Les Benzimidazoles

2.1. Le Fenbendazole

Dans le cadre de cette étude, le Fenbendazole fait partie de 69 protocoles de traitements antiparasitaires sur les 107 mis en œuvre (après exclusion des absences totales de traitement), soit 64%. Il constitue donc le traitement API le plus souvent utilisé en parc animalier. Exclusivement administré par voie orale, le Fenbendazole est employé dans 13 parcs sur 15 (87%) et pour toutes les familles d'herbivores, à l'exception des Hippopotamidés qui n'ont reçu aucun traitement API. En termes de doses, nous avons observé 2 dosages différents, en fonction des parcs et des familles concernées. Ainsi, la dose la plus fréquemment adoptée est la dose recommandée par le fabricant pour nos herbivores domestiques, à savoir 7,5mg/kg. Elle a été employée dans 8 familles différentes (Bovidés, Camélidés, Cervidés, Eléphantidés, Equidés, Giraffidés, Rhinocerotidés et Tapiridés). Une dose de 10mg/kg a également été utilisée pour traiter des Bovidés, des Camélidés, des Cervidés et des Macropodidés (seule dose utilisée chez cette famille). Concernant la durée de traitement, celle-ci varie de 1 à 10 jours selon le parc et l'espèce en question.

Au niveau des analyses correspondantes, en se limitant à l'observation des Nématodes, on note que 58% des coproscopies se sont avérées positives. Parmi ces dernières, 3% (1 échantillon) ont été considérés d'intensité significative (++ à ++++ : > 100 éléments parasitaires observés par lame). En l'occurrence, le groupe de Chameaux de Bactriane correspondant à cet échantillon n'avait reçu le traitement au Fenbendazole (10mg/kg par voie orale) qu'un jour avant la réalisation du prélèvement.

2.2. L'Albendazole

L'Albendazole a été employé dans un seul parc, afin de traiter un rhinocéros blanc et un groupe de tapirs malais, soit 2 protocoles antiparasitaires (2%). Administré par voie orale, la quantité a varié de 1g par jour pendant 3 jours pour le rhinocéros à 150g par jour pendant 5 jours pour les tapirs. Malheureusement, ces informations sont incomplètes. En effet, il n'a pas été précisé dans la fiche de prélèvement si ces quantités correspondaient à des doses par individu, par kg de poids vif, ou pour tout le groupe dans le cas des tapirs. En termes d'analyses, quelques œufs de strongles digestifs ont été retrouvés chez les tapirs, soit 50% des résultats positifs, et aucun échantillon ne présentait d'infestation importante.

2.3. Le Nétobimin

Le Nétobimin a été utilisé dans un seul parc, pour traiter des Bovidés, des Cervidés et des Giraffidés, avec 5 protocoles distincts (5%). L'administration s'est faite par voie orale 4 mois avant les prélèvements. En se limitant aux Nématodes, 60% des coproscopies se sont révélées positives, avec selon les espèces hôtes la présence d'œufs de strongles digestifs, de *Strongyloides sp.*, de *Capillaria sp.*, de *Trichuris sp.* Cependant, aucun prélèvement ne présentait d'infestation importante.

3. Les lactones macrocycliques

3.1. L'Ivermectine

L'Ivermectine a été retrouvée dans 39 protocoles de traitements API sur 107 (36%). Il s'agit donc de la deuxième molécule antiparasitaire principalement utilisée après le Fenbendazole. 10 parcs y ont eu recours, pour 7 familles d'herbivores (Bovidés, Camélidés, Cervidés, Equidés, Macropodidés, Rhinocerotidés et Tapiridés). L'Ivermectine est administrée soit par voie orale, soit par voie sous-cutanée. La voie d'administration n'a pas toujours été précisée sur les fiches de prélèvements, néanmoins la voie sous-cutanée a été utilisée au minimum dans 44% des cas. Concernant la dose d'Ivermectine administrée, elle correspond à celle recommandée par le fabricant, à savoir 0,2mg/kg.

En se limitant à l'observation des Nématodes, les coproscopies se sont révélées positives dans 46% des cas. Dans 2% des cas (1 prélèvement) l'infestation a été jugée significative. Néanmoins, pour cet échantillon le traitement à base d'Ivermectine remonte à plus d'un an avant la réalisation du prélèvement.

3.2. La Moxidectine et la Doramectine

Peu utilisée dans le cadre de cette étude, la Moxidectine et la Doramectine sont deux lactones macrocycliques couramment utilisées chez nos animaux domestiques.

La Moxidectine a été utilisée dans 2 parcs, pour traiter un rhinocéros indien et des Cervidés (Hydropote de Chine et Renne), soit 3 protocoles (3%). Elle a été administrée par voie orale ou sous-cutanée à 0,2mg/kg. En termes de résultats, seuls les rennes (traités moins de 2 mois avant l'examen) ont présenté des coproscopies positives, avec des infestations importantes.

La Doramectine n'a été utilisée que dans un seul parc, pour traiter un groupe d'alpagas. Elle a été administrée à 0,2mg/kg par voie sous-cutanée, 7 mois avant l'analyse. La coproscopie s'est révélée négative.

4. Le Praziquantel et le Pyrantel

L'utilisation du Praziquantel et du Pyrantel n'a été observée que dans un seul parc, pour la famille des Equidés, dans le cadre de protocoles de traitements API, notamment en associant du Praziquantel avec de l'Ivermectine (Eqvalan duo©). Les protocoles comprenaient également une alternance des molécules utilisées, avec notamment l'usage de Fenbendazole. La fréquence de traitement variait selon l'espèce : tous les 3 mois pour l'Onagre de Perse, tous les 6 mois pour le Zèbre de Grévy, et de façon annuelle pour l'Âne de Somalie. Concernant les analyses coproscopiques, seuls quelques œufs de strongles digestifs ont été observés.

5. Le Lévamisolé

Utilisé dans 2 parcs, le Lévamisolé a permis le traitement par voie orale d'un éléphant d'Afrique et d'un groupe d'addax. Dans le second cas, il a été intégré dans un protocole avec des traitements tous les 3 mois, basé sur une alternance des molécules et des associations, notamment avec le Fenbendazole. Les examens coproscopiques réalisés se sont avérés négatifs pour l'éléphant d'Afrique (pour un traitement réalisé plus d'un an auparavant) et positifs pour les addax, avec la présence d'œufs de strongles, sans qu'il ne s'agisse pour autant d'une infestation importante.

6. La Sulfadiméthoxine

La Sulfadiméthoxine a été utilisée pour le traitement d'un groupe de dromadaires. Elle a été administrée par voie orale, à la dose de 140g par jour pendant 1 jour pour 6 individus. Ici encore, nous manquons de précisions concernant les doses administrées. Les examens coproscopiques réalisés par la suite, à un intervalle de temps inconnu du traitement, ont révélé une présence importante d'oocystes non sporulés de coccidies.

Les résultats sur les traitements antiparasitaires dans les parcs zoologiques français présentés dans cette partie sont également illustrés par les Figures 17 et 18.

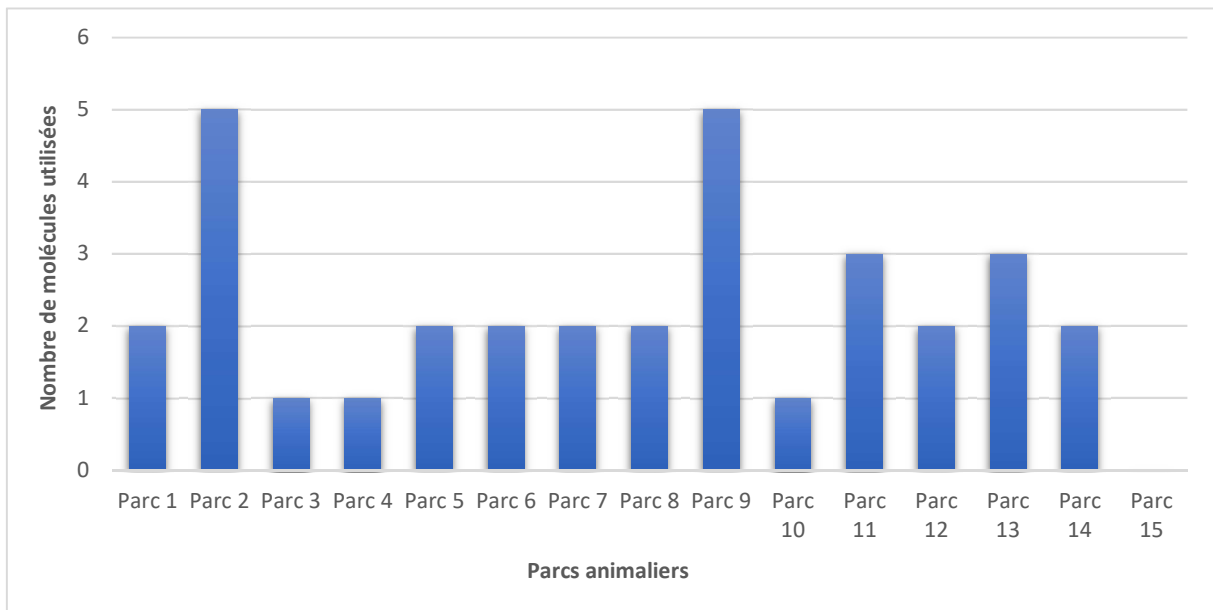


Figure 18. Histogramme présentant le nombre de molécules antiparasitaires utilisées par parc animalier participant

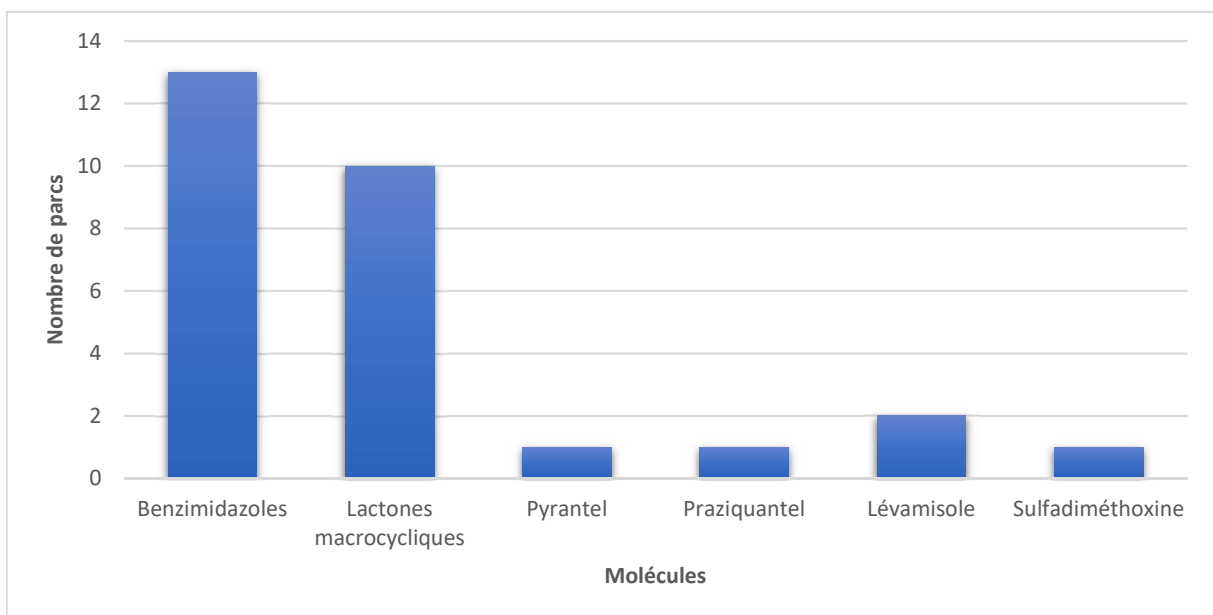


Figure 19. Histogramme présentant l'utilisation de différentes molécules antiparasitaires au sein des parcs animaliers participants

F – Résultats semi-quantitatifs en fonction des traitements antiparasitaires

Dans cette partie, les données présentées sont extraites du tableau de l'Annexe 11. Les protocoles de traitements antiparasitaires ont été mis en lien avec les résultats semi-quantitatifs obtenus pour chaque famille d'herbivores. Comme pour la partie précédente, seuls les Nématodes ont été pris en compte, en raison des spectres d'action des différentes molécules employées dans les zoos participants.

Ainsi, le Tableau IV et la Figure 19 qui lui est associée présentent ces résultats.

Tableau IV. Présentation des résultats semi-quantitatifs par famille d'herbivores en fonction des traitements antiparasitaires mis en œuvre

Les numéros de parcs correspondent à ceux présents dans le tableau de l'Annexe 11. De même, le nombre de cas est issu des individus ou groupes d'individus présentés dans l'Annexe 11.

Les infestations dites significatives correspondent aux coproscopies présentant plus de 100 éléments parasitaires observés par lame.

Famille d'herbivores	Traitement API dans l'année	Résultats positifs	Infestations significatives	Numéros des parcs correspondants	Nombre de cas
Bovidés	78%	61%	0%	3;6;7;8;9;13	36
Camélidés	64%	60%	27%	1;3;4;5;6;7;9;10;11;12;14;15	25
Cervidés	79%	45%	8%	2;3;4;7;8;9;10;13;15	29
Eléphantidés	14%	0%	0%	1;2;8;11;12	7
Equidés	40%	67%	50%	9;11;14	15
Giraffidés	50%	75%	33%	1;2;4;5;6;8;9;11;14;15	12
Hippopotamidés	0%	14%	0%	1;2;4;5;6;8;11	7
Macropodidés	44%	75%	17%	1;2;3;6;8;9;10;11	16
Rhinocerotidés	33%	33%	0%	1;2;4;5;6;9;11;12;14;15	12
Tapiridés	54%	27%	0%	1;2;6;8;9;11;12;15	11

Pour chaque famille d'herbivores, ces données regroupent les résultats obtenus pour 3 à 12 parcs différents, avec une moyenne de 8 parcs par famille, pour un ensemble de 7 à 36 cas distincts (1 cas correspondant à un protocole de traitement donné et/ou une espèce donnée) avec une moyenne de 17 cas par famille.

Le pourcentage d'individus ou groupes d'individus ayant reçu un traitement dans l'année précédant la réalisation du prélèvement varie de 0% (Hippopotamidés) à 79% (Cervidés), la moyenne étant de 46%.

Concernant les résultats de coproscopies, des œufs ou des larves de Nématodes ont été retrouvés chez toutes les familles d’herbivores, à l’exception des Eléphantidés. Les Giraffidés présentent le pourcentage de résultats positifs le plus important (75%), la moyenne étant de 46%.

En termes d’importance d’infestation, seule la moitié des familles présente des infestations dites « significatives » : les Camélidés, les Cervidés, les Equidés, les Giraffidés et les Macropodidés. Tous les individus ou groupes d’individus correspondants à ces résultats n’ont pas reçu de traitement API dans l’année précédant le prélèvement, à l’exception des Cervidés, où il s’agit d’un renne ayant été traité avec de la Moxidectine à 0,2mg/kg par voie sous-cutanée.

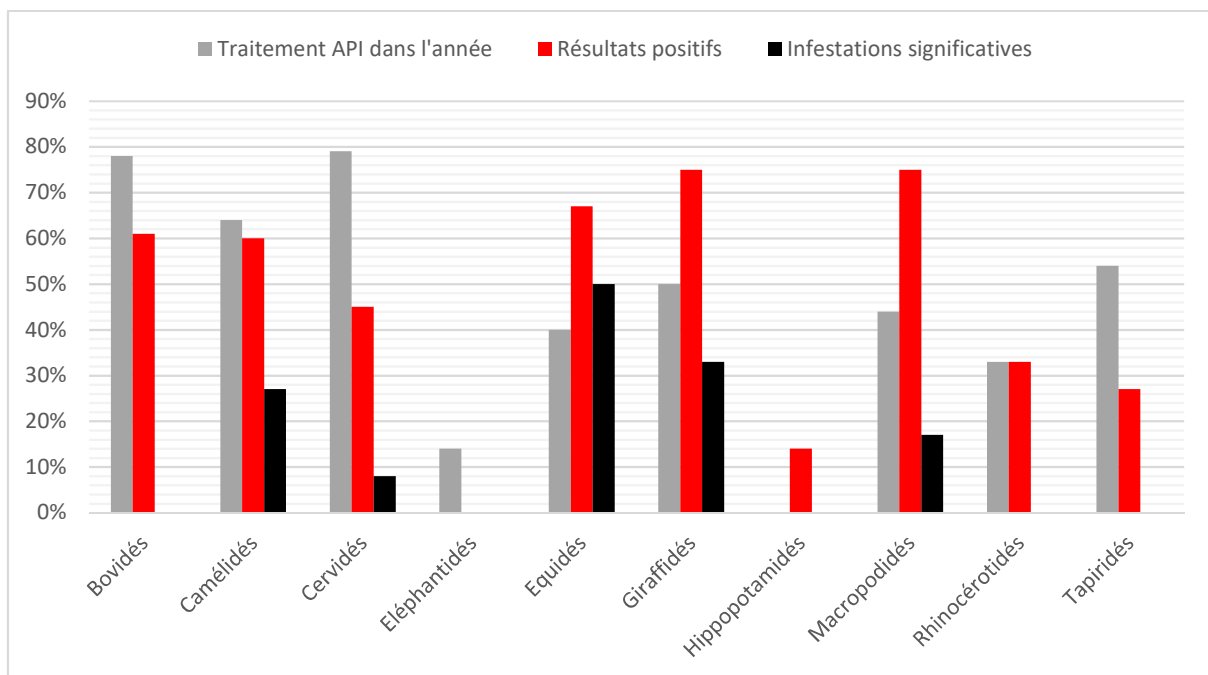


Figure 20. Histogramme présentant le parasitisme des herbivores en parc animalier en fonction des traitements antiparasitaires mis en œuvre

IV/ Discussion

Dans le cadre de cette étude, nous avons mis en évidence une partie des parasites observables par coproscopie chez dix familles d'herbivores au sein de seize zoos en France. L'identification de ces parasites nous a permis de réaliser un atlas de coproscopie des herbivores de parcs animaliers en France. Par ailleurs, grâce à la collaboration des différents zoos participants, nous avons pu recueillir des informations sur la gestion thérapeutique du parasitisme interne chez les herbivores de parc animalier et réaliser une analyse qualitative et semi-quantitative de leur parasitisme.

A - Réflexions sur la méthodologie : limites et difficultés

1. La collecte et l'envoi des prélèvements

Dans notre protocole, la réalisation des prélèvements s'est faite sur un seul jour, alors qu'il est admis qu'une collecte sur 3 jours et une analyse du mélange augmente la probabilité d'observer des éléments parasitaires (Dorchies *et al.*, 2012; Garapin, 2014). Cependant, un tel protocole aurait entraîné davantage de travail pour les soigneurs des parcs et retardé la réalisation des coproscopies, avec d'éventuelles dégradations des éléments parasitaires.

En effet, selon les conditions d'envois, les prélèvements étaient reçus au Service de Parasitologie de Vetagro Sup entre 24h et 72h après leur expédition. Bien que la plupart des envois ait été réalisée sous couvert de froid grâce à l'utilisation de pains de glace, la température de +4°C ne pouvait difficilement être maintenue pendant plus de 24h.

Enfin, lorsque des prélèvements étaient reçus en fin de semaine et selon le nombre de prélèvements réceptionnés, l'intervalle de temps entre la réalisation d'un prélèvement et son analyse pouvait atteindre 1 voire 2 semaines. Néanmoins, la grande majorité des prélèvements ont été évalués dans un délai moyen de 5 jours. Cet intervalle de temps aurait pu entraîner des conséquences sur l'aspect et le nombre d'éléments parasitaires observés (Stringer, 2016). Toutefois, la conservation des prélèvements au laboratoire dans un réfrigérateur à +4°C a permis de stopper l'évolution des œufs au cours des analyses.

Pour certaines familles d'herbivores, nous avons également eu des difficultés à obtenir des prélèvements. C'est notamment le cas pour les Hippopotamidés et les Tapiridés, chez qui les déjections sont souvent émises dans l'eau.

Un autre facteur limitant l'obtention de prélèvements a été la réalisation de traitements API au cours de l'étude. En effet, il a parfois été délicat de faire coïncider les temps d'analyses avec les calendriers de vermifugation des différents parcs. L'objectif était de récupérer des échantillons d'animaux n'ayant pas reçu de traitement API au cours des 3 derniers mois.

Néanmoins en pratique, étant donné le nombre de parcs avec lesquels nous travaillions et le temps restreint dédié aux analyses, cet objectif n'a pas toujours été atteint. Cela a donc limité l'observation de certains parasites et faussé certains résultats. En revanche, cela nous a permis d'évaluer de façon qualitative l'efficacité des traitements API mis en œuvre.

2. Les techniques de coproscopie

Pour cette étude, nous avons utilisé deux techniques de coproscopie. La méthode de flottation associée à la solution de Janeckso-Urbanyi pour la recherche et l'identification de la plupart des éléments parasitaires, et la solution de saccharose de Sheather pour la recherche des oocystes de cryptosporidies. Parmi les techniques présentées dans la Partie 1, nous n'avons pas réalisé de coproscopies de Baermann ou de Mac Kenna permettant la mise en évidence de larves de Nématodes respiratoires. Bien que simples à réaliser et peu coûteuses, ces méthodes nécessitent une préparation à distance de l'examen, avec une mise au repos durant 6 à 24h. Pour des raisons pratiques, il n'était pas possible d'inclure ces techniques dans nos analyses. La méthode de Mac Master n'a également pas été incluse dans cette étude. L'objectif principal de l'étude étant la constitution d'un atlas avec la réalisation de photos de parasites, le dénombrement du nombre d'œuf par gramme (opg) de fèces n'était pas nécessaire. De plus, l'utilisation des cellules de Mac Master constitue une limite à l'observation et l'identification de certains éléments parasitaires, en ne permettant pas le passage à l'objectif x40, nécessaire pour visualiser correctement les oocystes de Protozoaires. Néanmoins, afin de fournir un retour aux parcs animaliers participants, des résultats semi-quantitatifs étaient transmis, après un dénombrement du nombre d'éléments parasitaires observés par lame.

En ce qui concerne la méthode de flottation avec la solution de Janeckso-Urbanyi, il s'agit d'une technique très performante. Simple et rapide à mettre en œuvre lorsque l'on dispose d'une centrifugeuse, elle permet de concentrer les éléments parasitaires grâce à une solution de zinc de haute densité (1,36). Elle permet notamment une meilleure détection des œufs de Trématodes comparée aux solutions de chlorure de sodium, de saccharose, ou de sulfate de magnésium, respectivement de densités 1,20 ; 1,21 et 1,27 (Dryden *et al.*, 2005; Richard, 2012). En revanche, le sulfate de zinc est un composé toxique et corrosif. Des précautions doivent donc être prises pour la préparation de la solution, et une fois utilisée, son élimination nécessite une prise en charge externe. Il s'agit donc d'une solution de flottation utile dans le diagnostic des différentes parasitoses en raison de sa polyvalence. Toutefois, son emploi sur le terrain présente plusieurs difficultés et requiert des infrastructures adéquates.

Indépendamment du choix de la méthode, la coproscopie présente des limites au niveau de l'identification des éléments parasitaires (Fourcade, 2012; Van Wyk *et al.*, 2004). C'est pourquoi dans cette étude, nous nous limitons parfois à des termes généraux comme « strongles digestifs », sans pouvoir pousser l'identification jusqu'au genre, comme c'est le cas pour la plupart des éléments parasitaires. Certaines clés de diagnoses des herbivores domestiques présentent des critères permettant de différencier les genres de strongles (Thienpont *et al.*,

2003), toutefois il s'avère que la majorité des œufs observés au cours de cette étude présentaient des mesures intermédiaires, ne permettant pas une identification certaine d'un genre avec la clé de Thienpont *et al.* 2003. Il a donc été décidé de conserver un terme plus général, mais exact. En outre, les difficultés liées à l'identification sont exacerbées lorsque l'on travaille avec des espèces exotiques. De nombreuses espèces parasites peu courantes et méconnues sont décrites dans la bibliographie, cependant nous ne disposons que rarement d'une description précise, avec les dimensions exactes mesurées des éléments parasitaires retrouvés dans les matières fécales (Cf. Annexes 1 à 10).

Des techniques de coproculture permettent d'obtenir les formes adultes et de préciser l'identification des genres parasitaires. Ces méthodes de coproculture décrites dans certains articles (Aviruppola *et al.*, 2016; Epe *et al.*, 2001) n'ont pas été mises en œuvre dans le cadre de cette étude. De même, lors d'observations d'oocystes de coccidies non sporulés, des techniques de mise en culture permettent la sporulation des oocystes afin de déterminer l'espèce en question (Singh *et al.*, 2006). De telles méthodes n'ont pas été mises en œuvre. En effet, bien que ces examens présentent un intérêt majeur pour l'identification des genres et espèces, leur mise en place sur le terrain n'est pas encore envisagée.

La coproscopie présente également des risques de faux négatifs et de faux positifs. Il est important de rappeler qu'une coproscopie négative ne certifie pas l'absence d'infestation. Il est possible que le prélèvement analysé ne contienne pas d'élément parasitaire (importance de prélever le centre des fèces, où se situe le plus d'éléments parasitaires), que l'excrétion des œufs soit intermittente (par exemple pour *Fasciola hepatica*) ou que l'examen soit réalisé trop tôt par rapport au cycle parasitaire (lorsque l'infestation est au stade larvaire). Quant aux faux positifs, ils correspondent à des contaminations des matières fécales par des Nématodes terrestres non parasites (importance de ne pas prélever la partie en contact avec le sol) ou lors de coprophagie (par exemple un fourrage souillé par des fèces de rongeurs). Néanmoins, en étant rigoureux lors de la collecte des prélèvements, il est possible de réduire le risque de faux positifs.

En cas de coproscopie sur des herbivores exotiques, la sensibilité de la coproscopie peut également être impactée selon l'espèce et le type de matière fécale. L'examen étant réalisé à partir de 5g de fèces, la composition du prélèvement joue un rôle déterminant. Ainsi, des espèces comme les éléphants, les rhinocéros, les hippopotames ou encore les tapirs ont une digestion très limitée des fourrages, que l'on retrouve en grande quantité dans les excréments. A l'inverse, les selles de Bovidés, de Cervidés ou de Macropodidés par exemple, ne présentent que très peu de résidus alimentaires. Lorsque l'on prélève 5g de fèces, la quantité réelle de matière fécale est donc très variable selon la famille étudiée. Ceci constitue une limite importante de cette étude, dans la mesure où nous n'avons pas modifié notre protocole afin de conserver une méthode standardisée.

B - Analyse des résultats

1. Cadre et représentativité de l'étude

L'envergure de cette étude nous permet d'être exhaustif en termes d'espèces vis-à-vis de certaines familles (Camélidés, Eléphantidés, Giraffidés, Hippopotamidés) et offre une représentativité relative des familles restantes avec 29 espèces et sous-espèces de Bovidés, 17 espèces de Cervidés, 8 espèces et sous-espèces d'Equidés, 6 espèces de Macropodidés, 3 espèces de Rhinocerotidés et 2 espèces de Tapiridés.

D'un point de vue géographique, les 16 parcs participants sont répartis dans l'ensemble du territoire, ce qui permet une représentativité nationale, associée aux différentes conditions climatiques propres à chaque région (Cf. Figure 15).

De plus, certaines études se sont intéressées à l'impact des saisons sur le cycle de vie des parasites et leur émission dans les matières fécales (Baines *et al.*, 2015; Goossens *et al.*, 2005a; Kvpil *et al.*, 2017; Nalubamba *et al.*, 2012; Pechimuthu, 2014; Scialdo *et al.*, 1982). Selon la localisation géographique et les espèces étudiées, certaines de ces études ne constatent pas d'impact visible des saisons, tandis que d'autres tendent à montrer une influence des saisons sur le parasitisme, avec une diminution de l'émission en cas de fortes chaleurs et sécheresse (été) et une augmentation au printemps et l'automne (Dărăbuș *et al.*, 2014). Dans cette étude, afin de tenir compte de ce paramètre, des prélèvements ont été réalisés sur l'ensemble des saisons, en 2016 (juillet, octobre et décembre), 2017 (janvier, février, mars, mai, septembre, octobre, novembre) et 2018 (janvier).

2. Interprétation des résultats

Concernant les résultats de cette étude, aucune analyse fine en fonction des parcs animaliers n'a été réalisée. En effet, de nombreux facteurs tels que le climat, l'environnement, la densité, le type d'enclos, les protocoles de traitements API, les mesures d'hygiène et les éventuelles interactions entre espèces entrent en jeu. Une analyse comparative du parasitisme entre les parcs présentant des enclos de grande taille ou avec des animaux en semi-liberté, et les zoos comportant des enclos plus restreints a d'ailleurs été tentée dans cette étude. Toutefois, aucune tendance n'a pu être dégagée. Ne disposant pas de suffisamment d'informations sur les conditions d'hébergement des animaux et la gestion du parasitisme dans les différents zoos, il serait délicat d'établir des comparaisons entre les parcs. Néanmoins, il pourrait être intéressant de réaliser un suivi parasitaire au niveau de chaque parc, afin de suivre l'évolution au sein d'un même environnement (Collet, 2015).

Dans le cadre de cette étude, 56,5% des analyses coproscopiques se sont révélées positives. Toutefois, cette valeur ne peut être considérée comme une prévalence du parasitisme

chez les herbivores de parcs animaliers en France. En effet selon les séries d'envois, les individus ayant reçu un traitement API dans les 3 derniers mois ont parfois été volontairement exclus de l'étude. De plus, certains individus ont été spécifiquement sélectionnés en raison de signes cliniques pouvant coïncider avec un parasitisme digestif et/ou respiratoire. Ces éléments constituent des biais de méthode et de sélection. Néanmoins, on constate que cette valeur est comparable à la prévalence obtenue dans d'autres études réalisées dans différents zoos européens (Atanaskova *et al.*, 2011; Bartosik et Górski, 2010; Dărăbuș *et al.*, 2014, 2009; Fagiolini *et al.*, 2010; Maesano *et al.*, 2014; Pérez Cordón *et al.*, 2008).

Parmi les 175 coproscopies positives, 45 (25,7%) ont mis en évidence des infestations significatives, soit un nombre d'éléments parasitaires par lame supérieur à 100. Cependant, il s'agit d'un seuil arbitraire. En effet, selon la nature du parasite et la sensibilité de l'hôte associé, le seuil d'infestation nécessaire à l'apparition de conséquences cliniques peut être nettement inférieur ou supérieur. Par exemple, on considère que la mise en évidence d'un œuf de *Fasciola sp.* suffit à justifier la mise en place d'un traitement, tandis que le seuil pour des œufs de *Paramphistomum sp.* est généralement fixé à 300 opg pour des bovins domestiques. Toutefois, la sensibilité des herbivores sauvages aux différents genres parasitaires est souvent méconnue, et nous ne disposons pas de seuil prédéfini pour les infestations observées en captivité (Cebra *et al.*, 2007). Dans cette étude, aucun des 45 individus ou groupes d'individus ayant de fortes infestations ne présentait de signe clinique associé (diarrhée, amaigrissement, abattement, dysorexie). En outre, les animaux sauvages détenus en captivité ne montrent généralement que très peu de signes cliniques et leur état ne se dégrade souvent que lorsque la maladie est déjà avancée (Barrows *et al.*, 2017).

Par ailleurs, des infestations mixtes ont été observées dans 73 cas, soit 23,5% des coproscopies réalisées. Jusqu'à 6 genres parasitaires ont été retrouvés dans un même prélèvement chez un daim, avec une association de Nématodes (*Capillaria sp.*, Strongles digestifs, *Strongyloides sp.*, *Trichuris sp.*), de Protozoaires (Coccidies) et de Trématodes (*Paramphistomum sp.*). Des infestations mixtes ont été rencontrées dans tous les parcs participants, mais également dans des études réalisées dans d'autres parcs animaliers en Europe et dans le monde (Atanaskova *et al.*, 2011; Aviruppola *et al.*, 2016; Dărăbuș *et al.*, 2014). Aviruppola *et al.* (2016) a notamment recensé une prévalence équivalente (25%) parmi les Mammifères du Zoo de Dehiwala, au Sri Lanka. Si les associations entre les différents genres de Nématodes et des Protozoaires sont fréquentes, la présence de Trématodes et de Cestodes reste limitée.

Ainsi, l'ensemble des résultats montre une diversité du parasitisme chez les herbivores de parc animalier. Nous constatons que les parasites monoxènes, correspondant à la plupart des Nématodes et les Protozoaires, sont plus souvent rencontrés que les parasites ayant un cycle de vie hétéroxène comme les Trématodes, les Cestodes, ou les Spirures (Cf. Figure 17). Ce constat, également réalisé dans d'autres études similaires (Atanaskova *et al.*, 2011; Aviruppola *et al.*, 2016) s'explique par l'accumulation progressive des parasites monoxènes dans l'environnement via leur cycle oro-fécal direct qui facilite les ré-infestations successives (Sloan, 1965). Les Trématodes et les Cestodes, quant à eux, dépendent de la présence ou non de leur(s) hôte(s) intermédiaire(s). Parmi ces derniers, certains sont cosmopolites et peuvent facilement

se rencontrer en parc animalier, comme les acariens oribates nécessaires à la phase exogène des Anoplocéphalidés, tandis que les limnées, hôtes intermédiaires des Fasciolidés, ne pourront être observées dans l'environnement qu'en présence d'un point d'eau (Cf. Partie 1, II/ Les parasitoses digestives et respiratoires des herbivores sauvages). Toutefois, pour les Cestodes et Trématodes, un protocole comprenant une réalisation des prélèvements étalés sur 3 jours aurait éventuellement permis d'être plus sensible.

Concernant les genres *Giardia* et *Cryptosporidium*, deux parasites cosmopolites et ubiquistes retrouvés fréquemment chez nos herbivores domestiques, on peut noter l'absence de résultat positif dans les 16 zoos participants. Au cours de cette étude, deux suspicions de cryptosporidiose ont été émises sur un jeune rhinocéros et une girafe âgée, cependant les coproscopies se sont avérées négatives. Des analyses PCR ont été effectuées en complément pour ces deux cas, mais se sont également révélées négatives. Quant au genre *Giardia*, il est possible que sa présence dans les parcs zoologiques français ait été sous-estimée en raison du manque de spécificité du protocole de coproscopie (Samuel *et al.*, 2001). D'autres études menées dans des parcs zoologiques ont permis de mettre en évidence ces deux genres de parasites chez des herbivores (Appelbee *et al.*, 2005; Beck *et al.*, 2011; Gómez *et al.*, 1996; Gracenea *et al.*, 2002; Matsubayashi *et al.*, 2005; Tahas et Diakou, 2013).

Au sein de cette étude, nous avons mis en évidence des œufs de type *Trichuris sp.* chez le Tapir et des oocystes non sporulés de coccidies chez l'Hippopotame. Bien que retrouvés chez de nombreuses espèces, d'après la bibliographie ces deux résultats n'ont à ce jour jamais été décrits chez les Hippopotamidés et les Tapiridés (Cf. Annexes 7 et 10). Dans le cas des coccidies observées chez un hippopotame, une suspicion de coccidiose avait été émise par McCully *et al.* (1967), à la suite d'une découverte d'organismes unicellulaires, semblables à des oocystes non sporulés à paroi striée et « épineuse » au niveau du foie et de l'utérus, lors d'une autopsie. Il est vrai que le nombre d'études chez les Hippopotamidés et les Tapiridés est relativement restreint comparé à d'autres familles d'herbivores exotiques (Camélidés, Eléphantidés, Macropodidés) et que le parasitisme est rarement associé à des signes cliniques chez ces espèces (Barongi, 1993; Fowler et Cubas, 2001; McCully *et al.*, 1967). Il est possible que ces nouvelles observations proviennent d'une contamination accidentelle, via des interactions avec d'autres espèces.

En termes de traitements antiparasitaires, le Fenbendazole et l'Ivermectine sont les deux molécules principalement utilisées chez les herbivores dans le cadre de cette étude (Cf. Figure 19). L'administration par voie orale est largement privilégiée. Pour les différentes spécialités utilisées, les doses administrées correspondent pour la plupart aux recommandations des fabricants pour les espèces domestiques (bovins, ovins, caprins ou équins). Ces résultats sont en accord avec la présentation des traitements antiparasitaires en parc animalier développée dans la Partie 1. L'utilisation de deux molécules principales dans 84% des protocoles de traitements API, majoritairement par voie orale dans des traitements de groupe, constitue un risque quant à l'apparition de résistances aux antiparasitaires. Néanmoins, le choix de la voie orale peut se justifier en raison d'une meilleure efficacité comparée à la voie sous-cutanée chez certaines espèces (Boyce *et al.*, 1984). Par ailleurs, l'absence de traitement API est également importante pour les herbivores de parc zoologique (43%). Le faible nombre de molécules

utilisées en parc animalier (Cf. Figure 18) pourrait éventuellement s'expliquer par les contraintes administratives d'approvisionnement en médicaments des vétérinaires de zoos (Lecu et Petit, 2012). D'autre part, il est possible que leur choix se limite à quelques molécules en raison du faible nombre d'études portant sur l'efficacité et l'inocuité des antiparasitaires sur les espèces sauvages maintenues en captivité (Gandolf *et al.*, 2009). Pour ce qui est des variations de doses pour certaines molécules, on peut également se demander si des molécules ou doses seraient réservées à certaines espèces données. Cependant pour répondre à ces interrogations, nous manquons de données dans cette étude.

Les résultats semi-quantitatifs corrélés aux traitements antiparasitaires correspondants nous permettent de distinguer quelques tendances parmi les différentes familles d'herbivores (Cf. Tableau IV et Figure 20). On peut ainsi définir trois groupes distincts.

Le premier groupe correspond aux Bovidés, Camélidés, Cervidés, Equidés, Giraffidés et Macropodidés. Pour ces 6 familles, des traitements antiparasitaires sont relativement fréquents (au moins un traitement dans l'année dans 59% des cas en moyenne). Toutefois, le parasitisme est également fréquent (64% des cas en moyenne). Néanmoins, on remarque que ces traitements, faute d'éliminer totalement le parasitisme, permettent de réduire fortement l'importance des infestations en maintenant des charges parasitaires relativement faibles. En effet, les infestations dites « significatives » observées chez ces familles correspondent dans 93% des cas (14 cas sur 15) à des absences de traitement dans l'année précédant l'examen coproscopique.

Au sein de ce groupe, on peut également identifier deux sous-groupes. Le premier inclut les Bovidés, les Camélidés et les Cervidés. Le second correspond aux Equidés, Giraffidés et Macropodidés. En effet, on constate qu'au moins un traitement a été réalisé dans l'année précédant l'analyse coproscopique dans 74% des cas en moyenne pour le premier sous-groupe et 45% pour le second. A l'inverse, des parasites digestifs ou respiratoires ont été rencontrés dans 55% des cas en moyenne dans le premier sous-groupe, et 72 % dans le second. Les Equidés, les Giraffidés et les Macropodidés sont donc moins traités et plus souvent parasités. Bien que ces résultats semblent logiques en présupposant que « si l'on traite plus, on n'a moins de parasites », on remarque que chez certaines familles d'herbivores comme les Eléphantidés et les Hippopotamidés, le parasitisme est particulièrement peu fréquent alors que ces familles ne sont que rarement traitées. Il est donc possible que le choix des vétérinaires de zoos de moins souvent traiter les Equidés, les Giraffidés et les Macropodidés soit justifié par une moindre sensibilité de ces herbivores au parasitisme, contrairement aux Bovidés, Cervidés et Camélidés, qui nécessiteraient des traitements plus fréquents afin de limiter autant que possible l'apparition d'infestations importantes.

Le deuxième groupe identifié est constitué par les Rhinocérotidés et les Tapiridés. Ces deux familles présentent une fréquence de traitements intermédiaire, soit 45% en moyenne. Cette valeur est équivalente à celle obtenue pour le groupe des Equidés, Giraffidés et Macropodidés. En revanche, le parasitisme observé chez les Rhinocérotidés et les Tapiridés est nettement inférieur, avec une fréquence moyenne de 30%. Face à ces résultats, on peut se demander si la faible prévalence parasitaire chez ces familles peut s'expliquer par une moindre

densité dans les enclos de rhinocéros ou de tapirs (comparée aux familles précédemment évoquées), une meilleure efficacité des traitements, ou simplement une moins bonne sensibilité des coproscopies pour ces espèces.

Enfin, le dernier groupe est composé des Eléphantidés et des Hippopotamidés, familles pour lesquelles la fréquence moyenne de traitement au cours de l'année précédant les analyses coproscopiques est de 7%, le parasitisme moyen étant de 7% également. Ces deux familles sont donc rarement traitées, mais ne sont tout de même que peu souvent parasitées. A la suite de ce constat, on peut émettre différentes hypothèses. Il est possible que les éléphants et les hippopotames présentent un parasitisme relativement spécifique, ces espèces étant donc moins sensibles aux parasites présents dans les parcs animaliers français. En outre, comme pour les Rhinocerotidés et les Tapiridés, il est possible que ces familles soient exposées à de moins fortes densités, ou que la sensibilité des coproscopies soit plus faible pour ces quatre familles (Eléphantidés, Hippopotamidés, Rhinocerotidés, Tapiridés) pour lesquelles les selles présentent de nombreux déchets végétaux faiblement digérés, faussant la quantité réelle de matière fécale analysée.

Cependant, les traitements antiparasitaires n'étant qu'un aspect secondaire de notre travail, cette étude manque de données et de précision pour pouvoir établir des hypothèses solides. D'autres travaux expérimentaux pourraient être menés afin d'investiguer les variations dans la gestion du parasitisme entre les différentes familles d'herbivores.

En prenant plus de recul, il est important de rappeler qu'aucun signe clinique n'a été détecté chez les individus non traités présentant des infestations significatives au cours de cette étude. Par ailleurs, la plupart des vétérinaires de zoos ayant fait le choix de ne pas traiter certaines espèces réalisent tout de même des coproscopies lors de contrôles annuels ou bisannuels.

Au vu des résultats de cette étude, la coproscopie constitue un outil de contrôle essentiel du parasitisme en parc animalier. Grâce aux différentes techniques pouvant être utilisées sur le terrain, elle permet de mettre en évidence la plupart des parasites digestifs et respiratoires associés à de la morbidité, voire de la mortalité chez les animaux détenus en captivité. De plus, elle permet d'évaluer l'efficacité et/ou l'intérêt des traitements antiparasitaires mis en œuvre. Par conséquent, la réalisation d'un atlas coproscopique recensant les différents éléments parasitaires observables en coproscopie chez les herbivores sauvages permet de fournir aux vétérinaires de zoos une aide précieuse dans le diagnostic et la gestion du parasitisme en parc animalier.

**ATLAS COPROSCOPIQUE DES HERBIVORES
DE PARCS ANIMALIERS EN FRANCE**

I/ Principes généraux d'observation et d'identification

La détermination des différents genres parasites par coproscopie nécessite un examen et une description rigoureuse des éléments observés. Pour cela, on utilise des clés de diagnose, basées sur des critères précis.

Tout d'abord, la taille des éléments parasites est essentielle à leur identification. Pour cela, le plus simple est d'utiliser un oculaire micrométrique afin de mesurer longueur et largeur. En l'absence de cet outil, connaître la taille des différents éléments parasites permet d'associer une taille d'objectif à un type de parasite. Ainsi, si les œufs de strongles sont bien visibles à l'agrandissement d'un oculaire 10x et à l'objectif 10x, les oocystes de Protozoaires nécessitent le passage à l'objectif 40x pour être identifiés avec précision.

La forme constitue également un critère de diagnose indispensable. Il est important de retenir que quelle que soit la forme de l'élément parasite en question, la forme doit être nette et clairement reconnaissable.

La paroi des œufs ou oocystes peut être mince ou épaisse, lisse ou irrégulière. Elle peut également présenter des bouchons polaires ou un opercule, des stries concentriques ou radiées.

La description du contenu de l'œuf ou de l'oocyste est aussi importante. On distingue les éléments contenant une cellule unique, une morula (cellules en division ou blastomères), un embryon (début d'organisation cellulaire sans structure anatomique clairement définie), un embryon hexacanthé (présence de 5 crochets au niveau de l'embryon) ou encore une larve. Pour ce critère, il est important de noter que la fraîcheur des prélèvements et le délai entre l'émission des fèces et l'examen peuvent influencer grandement la nature du contenu, certaines espèces se développant rapidement. Ainsi, passés quelques jours, il n'est pas rare d'observer des œufs de strongles – classiquement décrits au stade de morula – contenant un embryon voire une larve.

Enfin, la couleur peut aussi permettre d'identifier ou de différencier certains genres parasites (exemple : *Fasciola* et *Paramphistomum*).

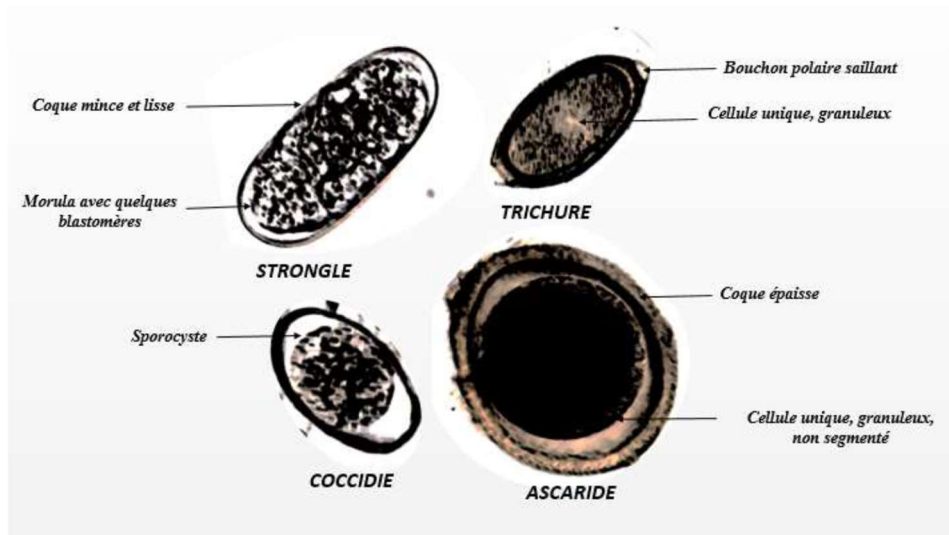


Figure 21. Perrin, 2017 – Schéma légendé de certains genres parasitaires

Pour plus de détails sur les principes généraux d'observation et d'identification des éléments parasitaires, se référer à la thèse vétérinaire *Atlas coproscopique des carnivores de parcs zoologiques français* (Perrin, 2017), qui présente notamment de nombreuses illustrations des différents critères de diagnose.

II/ Clés de diagnoses par famille

A - Famille des Bovidés

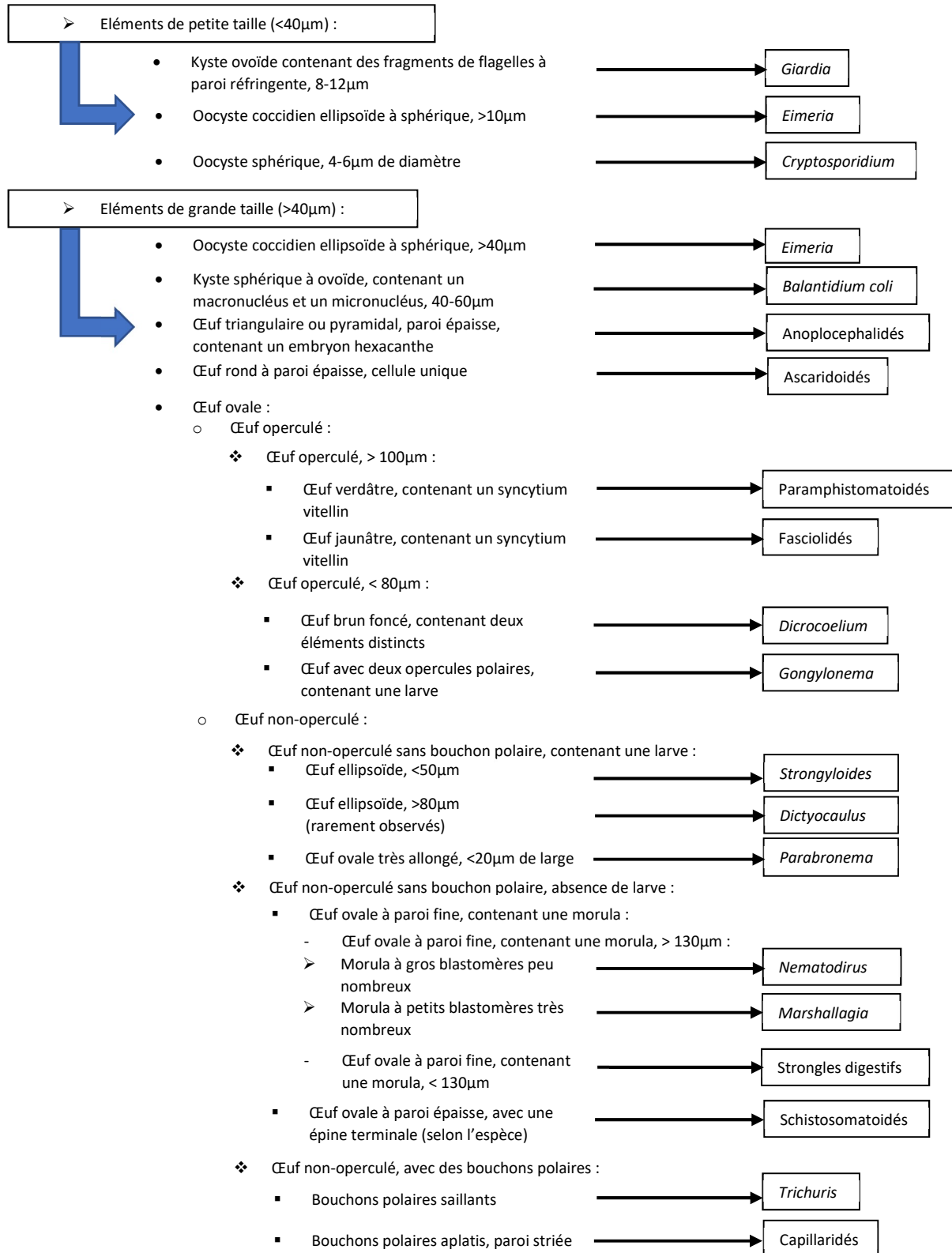


Figure 22. Clé de diagnose des œufs de parasites observables en coproscopie chez les Bovidés

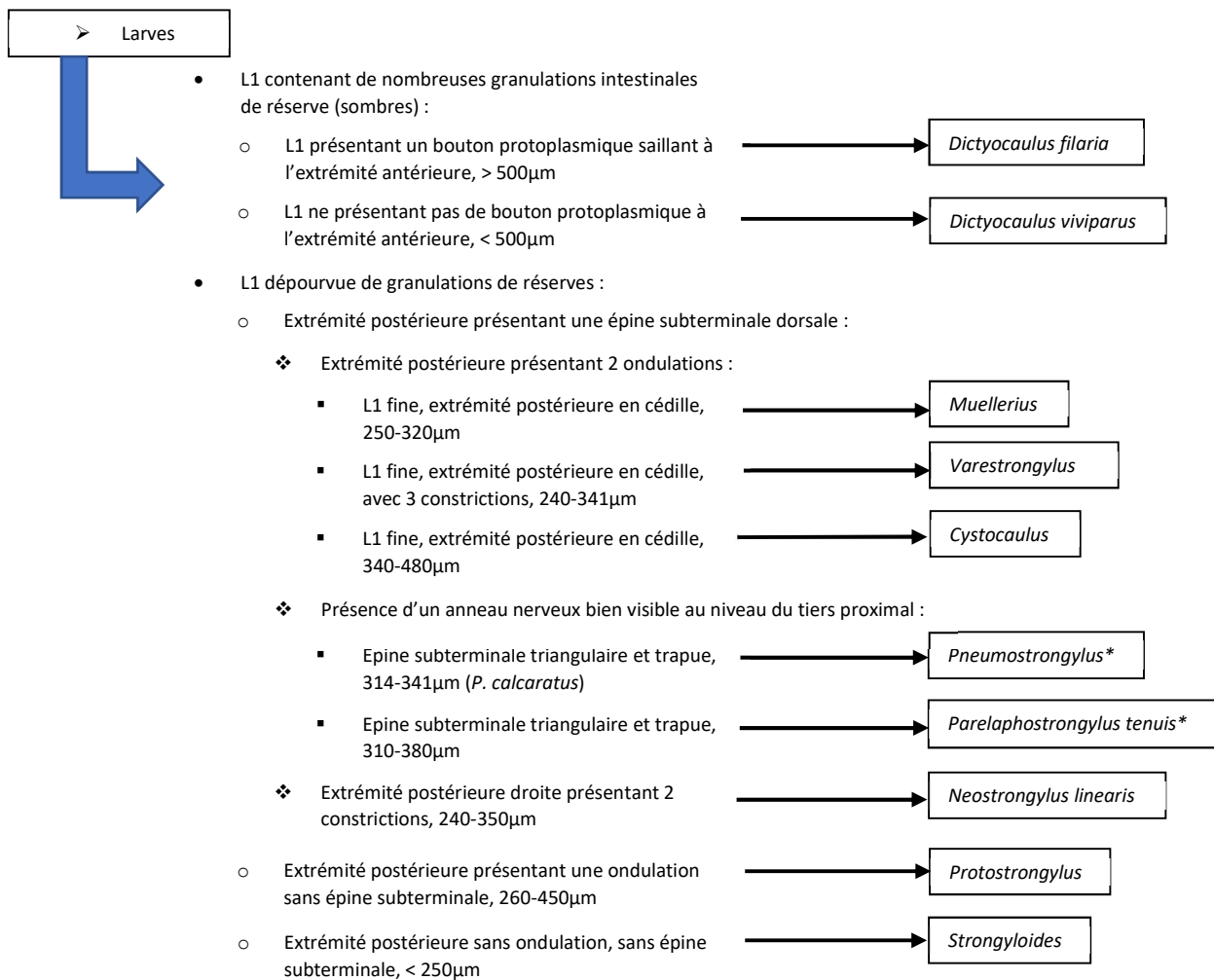


Figure 23. Clé de diagnose des larves de parasites observables en coproscopie chez les Bovidés

* La distinction entre les genres *Pneumostongylus* et *Parelaphostongylus* n'est pas toujours faisable selon la taille des larves. Selon certains auteurs, *Parelaphostongylus tenuis* est d'ailleurs nommé *Pneumostongylus tenuis* (Anderson, 1963).

B - Famille des Camélidés

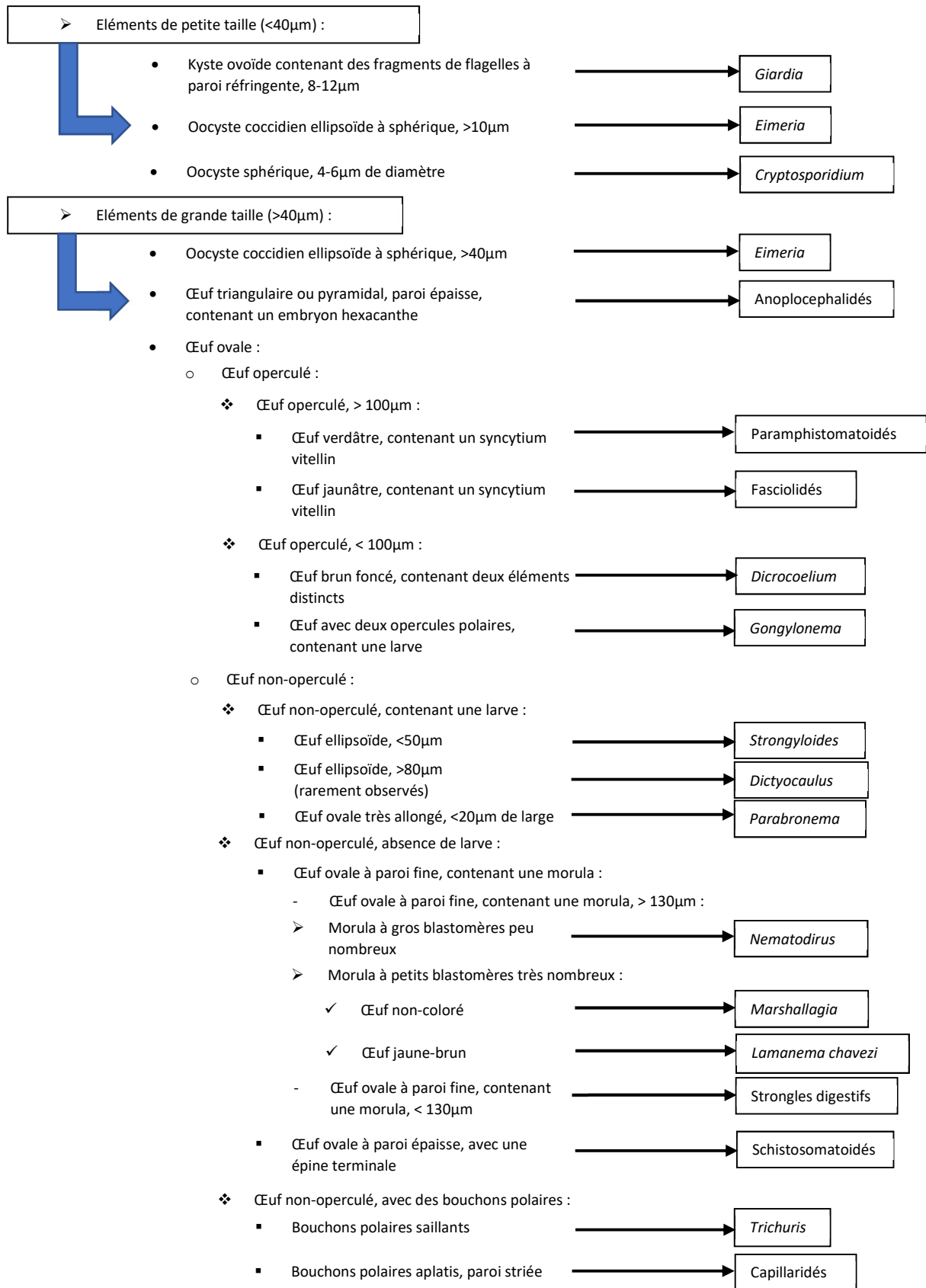


Figure 24. Clé de diagnose des œufs de parasites observables en coproscopie chez les Camélidés

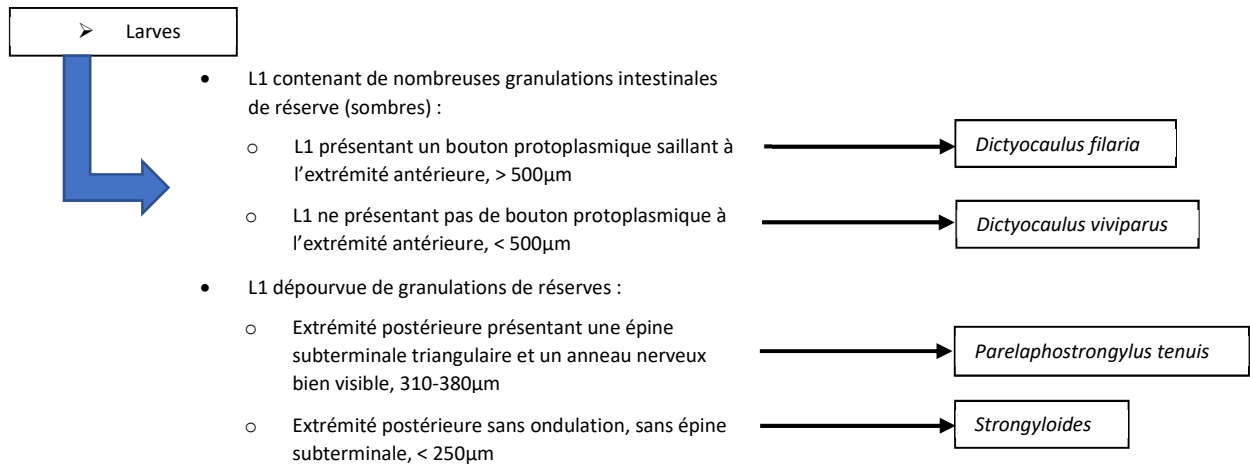


Figure 25. Clé de diagnose des larves de parasites observables en coproscopie chez les Camélidés

C - Famille des Cervidés

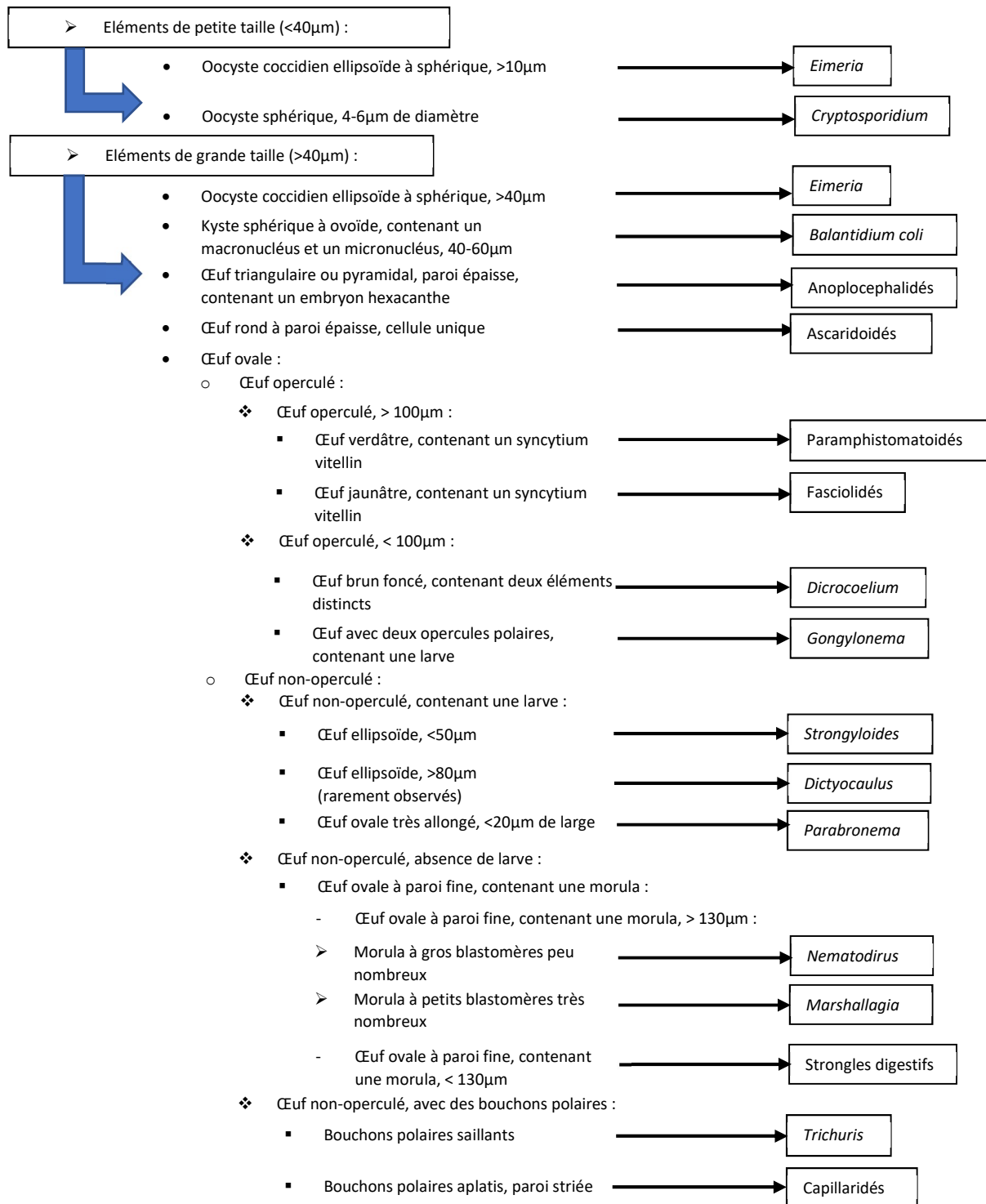


Figure 26. Clé de diagnose des œufs de parasites observables en coproscopie chez les Cervidés

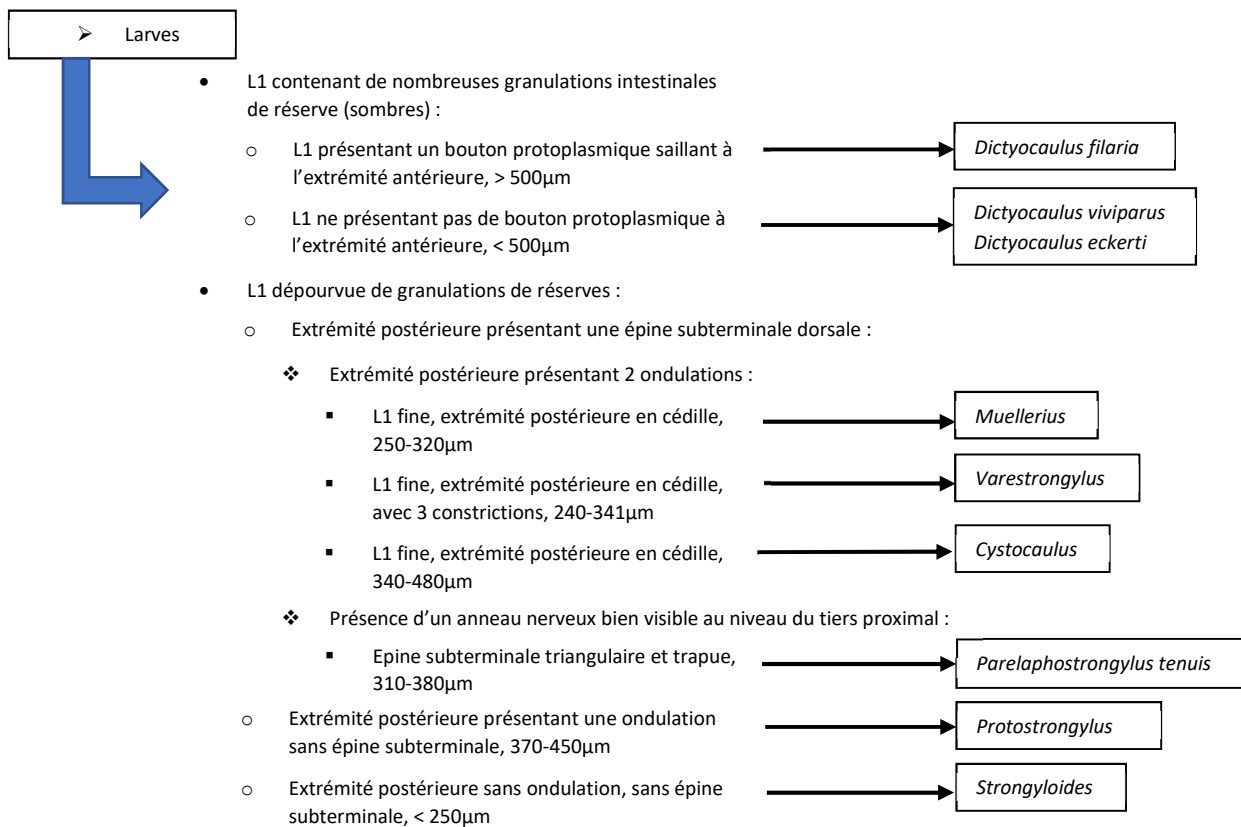


Figure 27. Clé de diagnose des larves de parasites observables en coproscopie chez les Cervidés

D - Famille des Eléphantidés

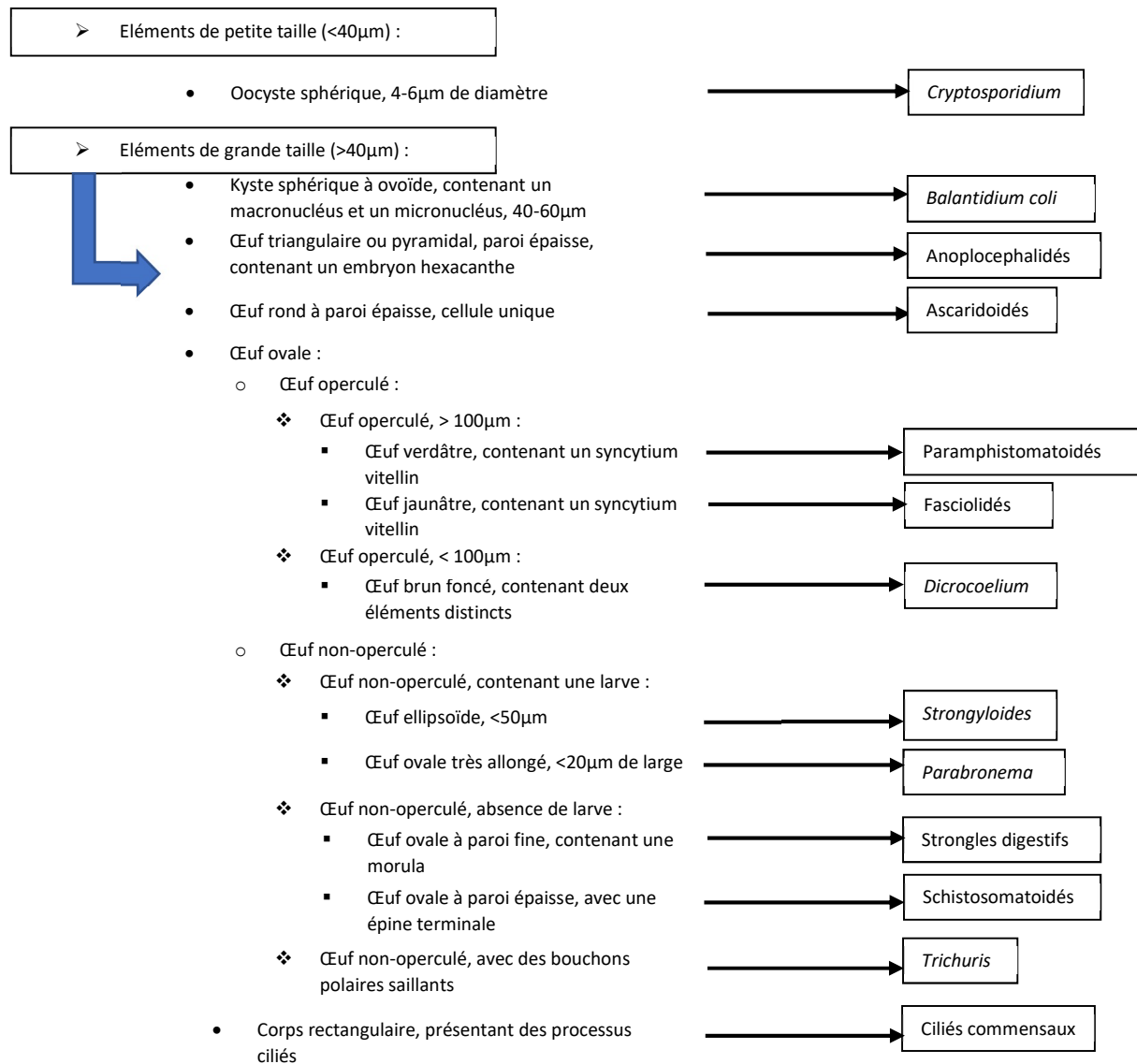


Figure 28. Clé de diagnose des œufs de parasites observables en coproscopie chez les Eléphantidés

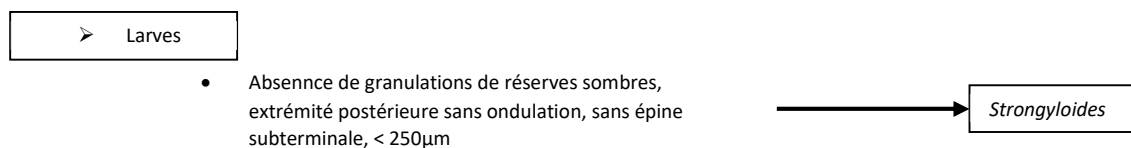


Figure 29. Clé de diagnose des larves de parasites observables en coproscopie chez les Eléphantidés

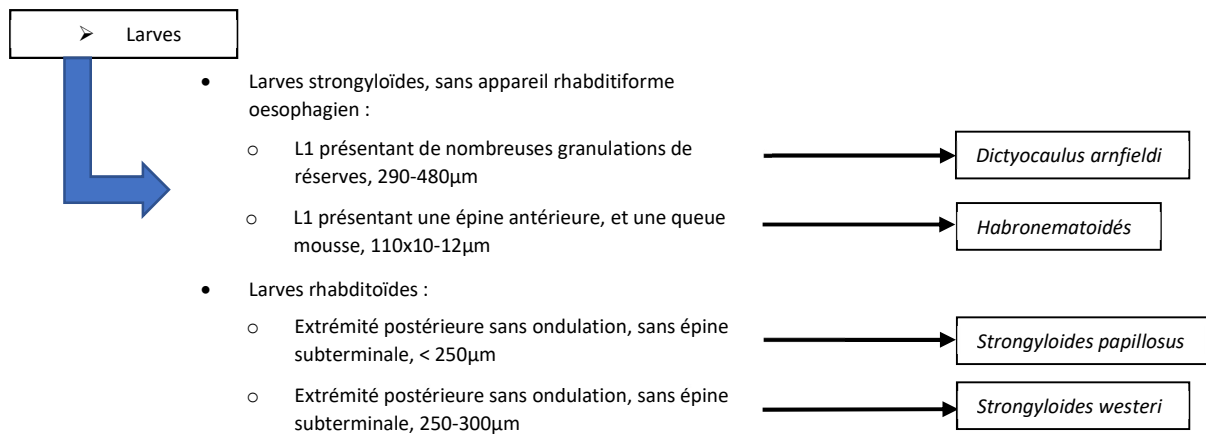


Figure 31. Clé de diagnose des larves de parasites observables en coproscopie chez les Equidés

F - Famille des Giraffidés

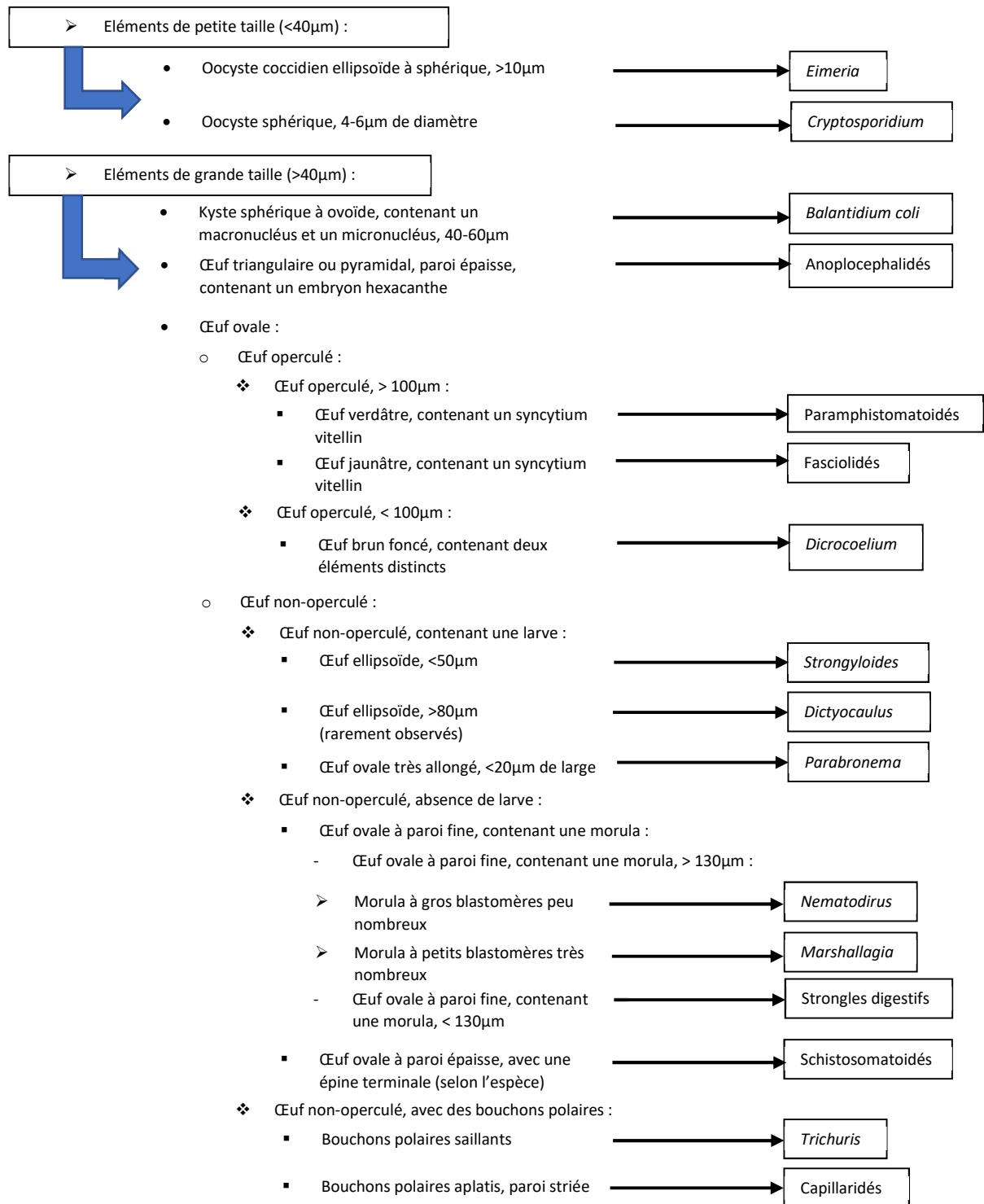


Figure 32. Clé de diagnose des œufs de parasites observables en coproscopie chez les Giraffidés

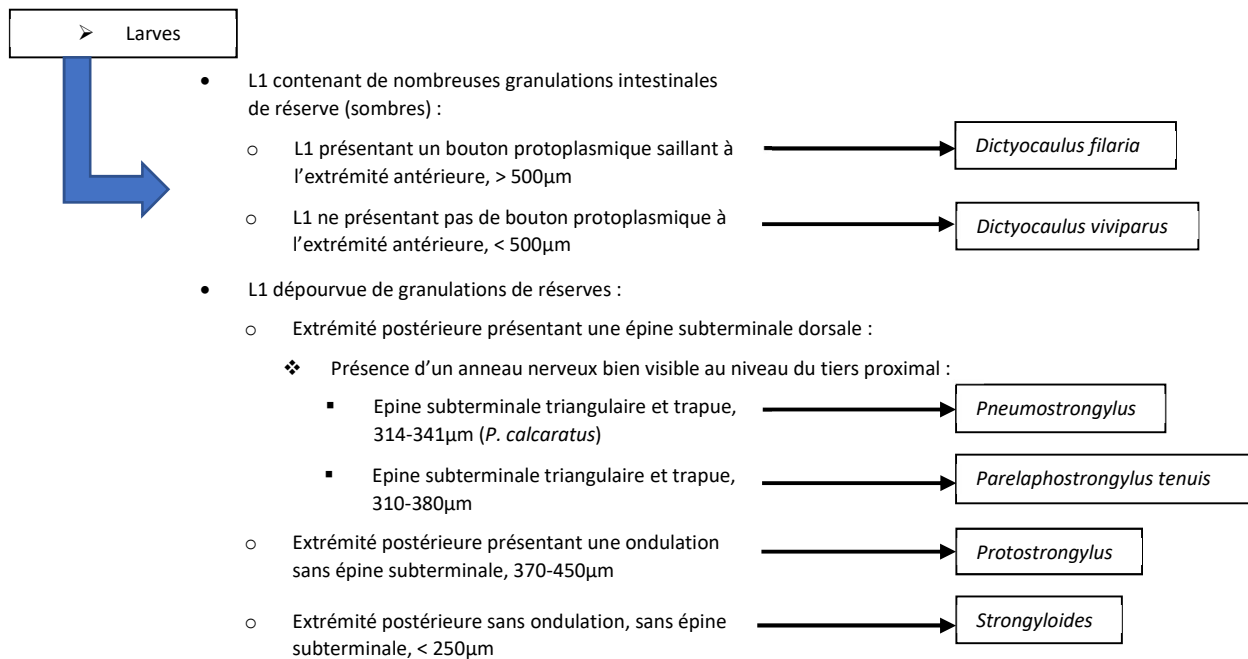


Figure 33. Clé de diagnose des larves de parasites observables en coproscopie chez les Giraffidés

* La distinction entre les genres *Pneumostrongylus* et *Parelaphostrongylus* n'est pas toujours faisable selon la taille des larves. Selon certains auteurs, *Parelaphostrongylus tenuis* est d'ailleurs nommé *Pneumostrongylus tenuis* (Anderson, 1963).

G - Famille des Hippopotamidés

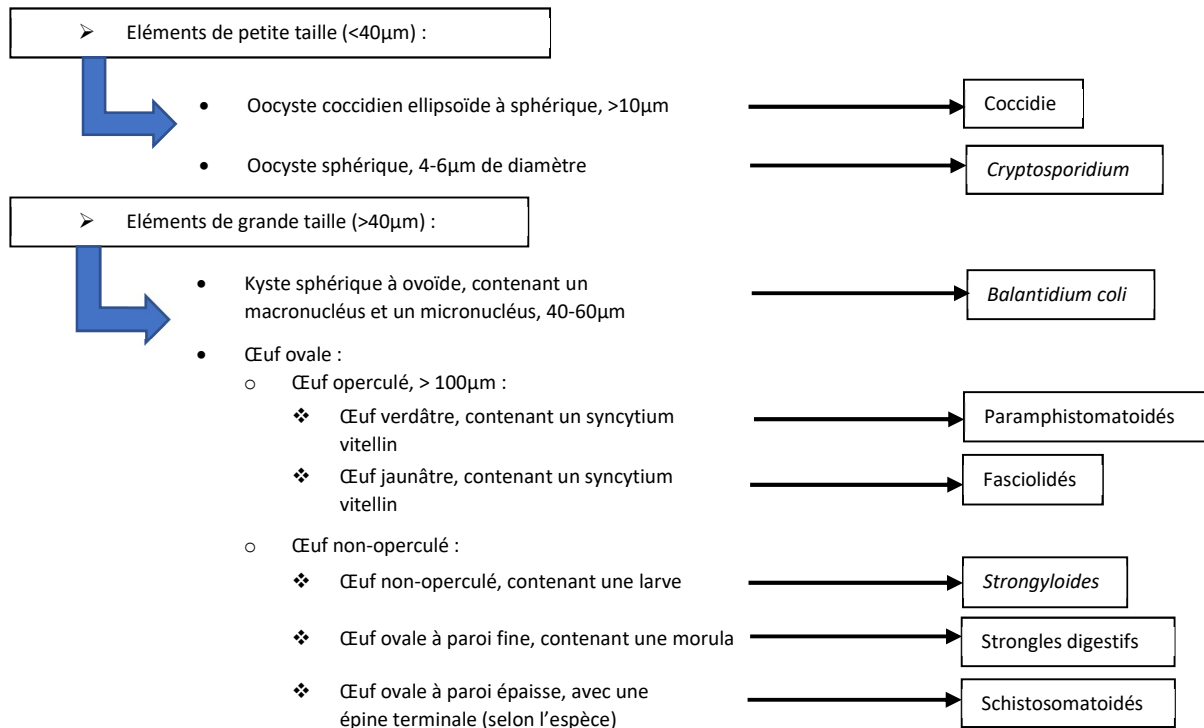


Figure 34. Clé de diagnose des œufs de parasites observables en coproscopie chez les Hippopotamidés

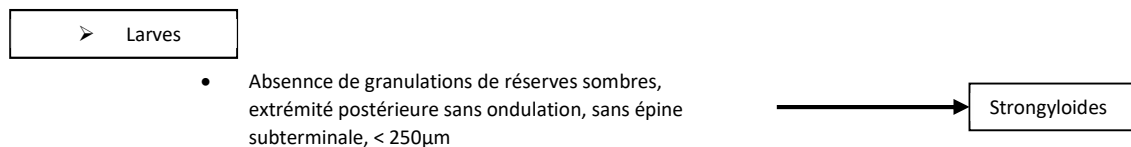


Figure 35. Clé de diagnose des larves de parasites observables en coproscopie chez les Hippopotamidés

H - Famille des Macropodidés

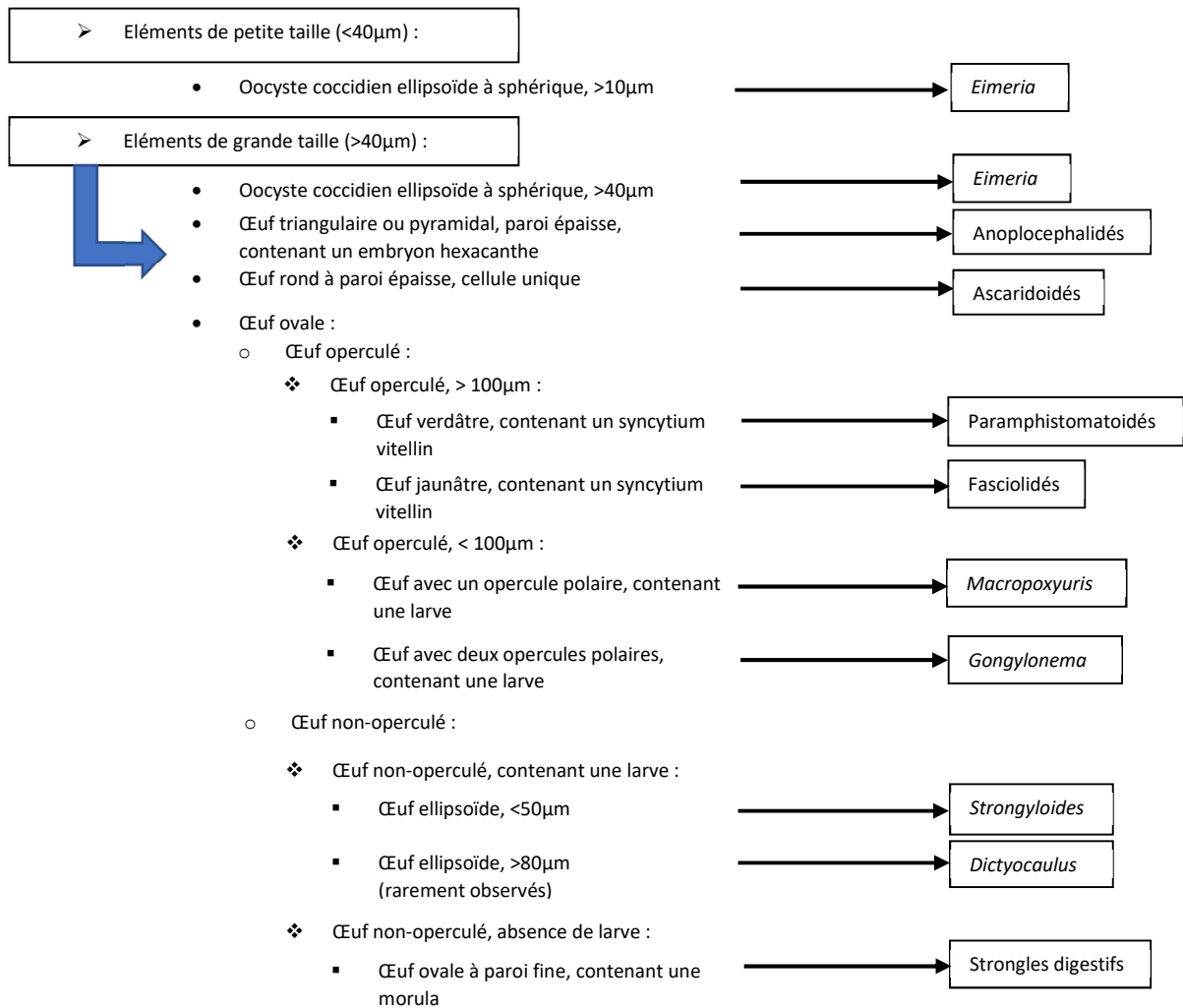


Figure 36. Clé de diagnose des œufs de parasites observables en coproscopie chez les Macropodidés

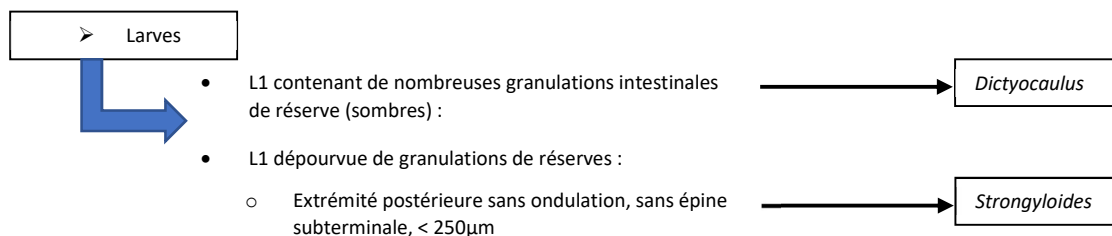


Figure 37. Clé de diagnose des larves de parasites observables en coproscopie chez les Macropodidés

I - Famille des Rhinocérotidés

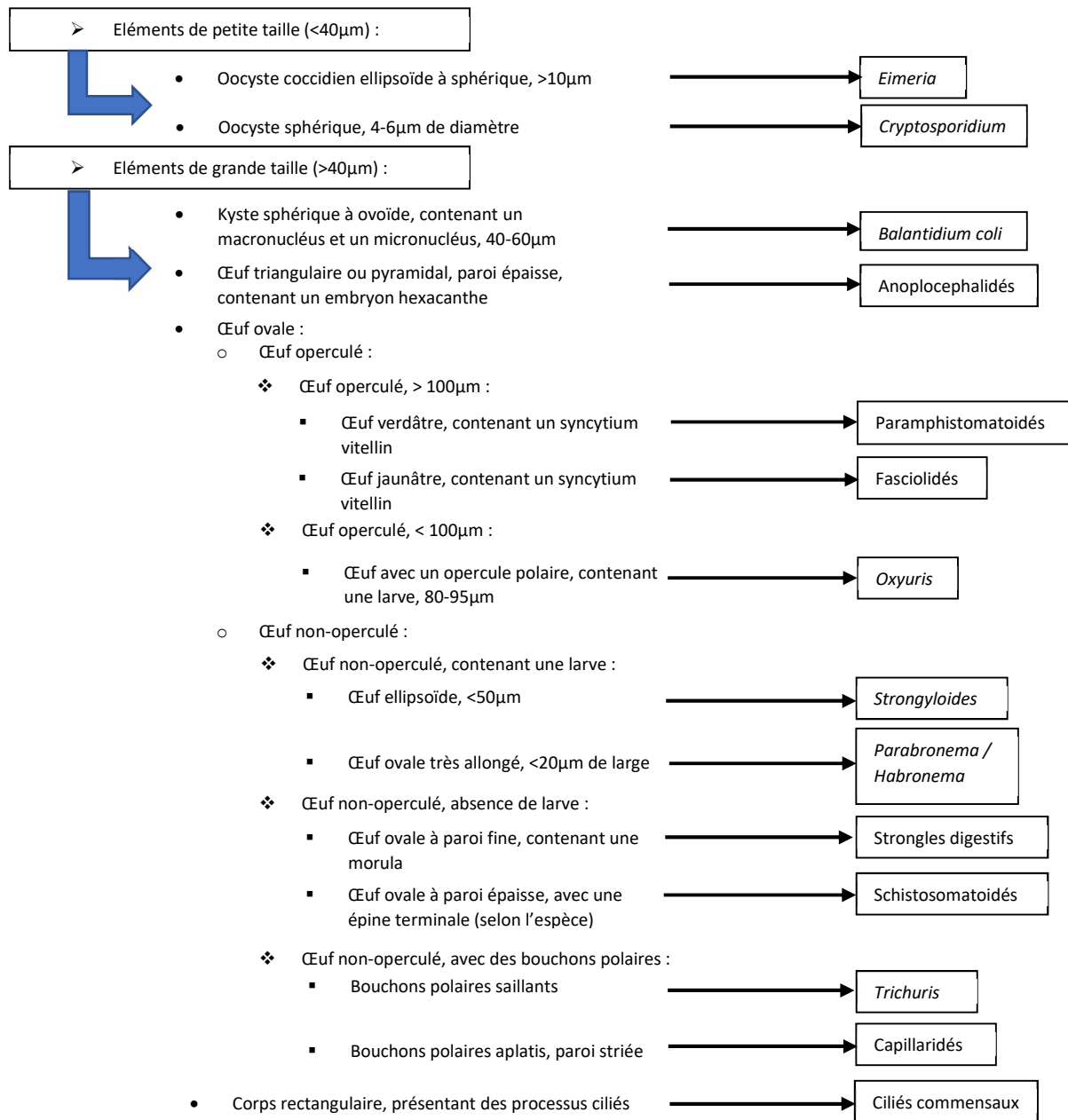


Figure 38. Clé de diagnose des œufs de parasites observables en coproscopie chez les Rhinocérotidés

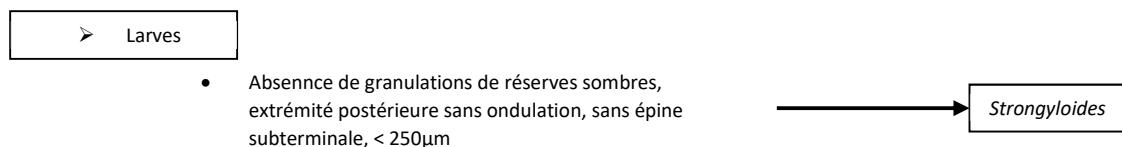


Figure 39. Clé de diagnose des larves de parasites observables en coproscopie chez les Rhinocérotidés

J - Famille des Tapiridés

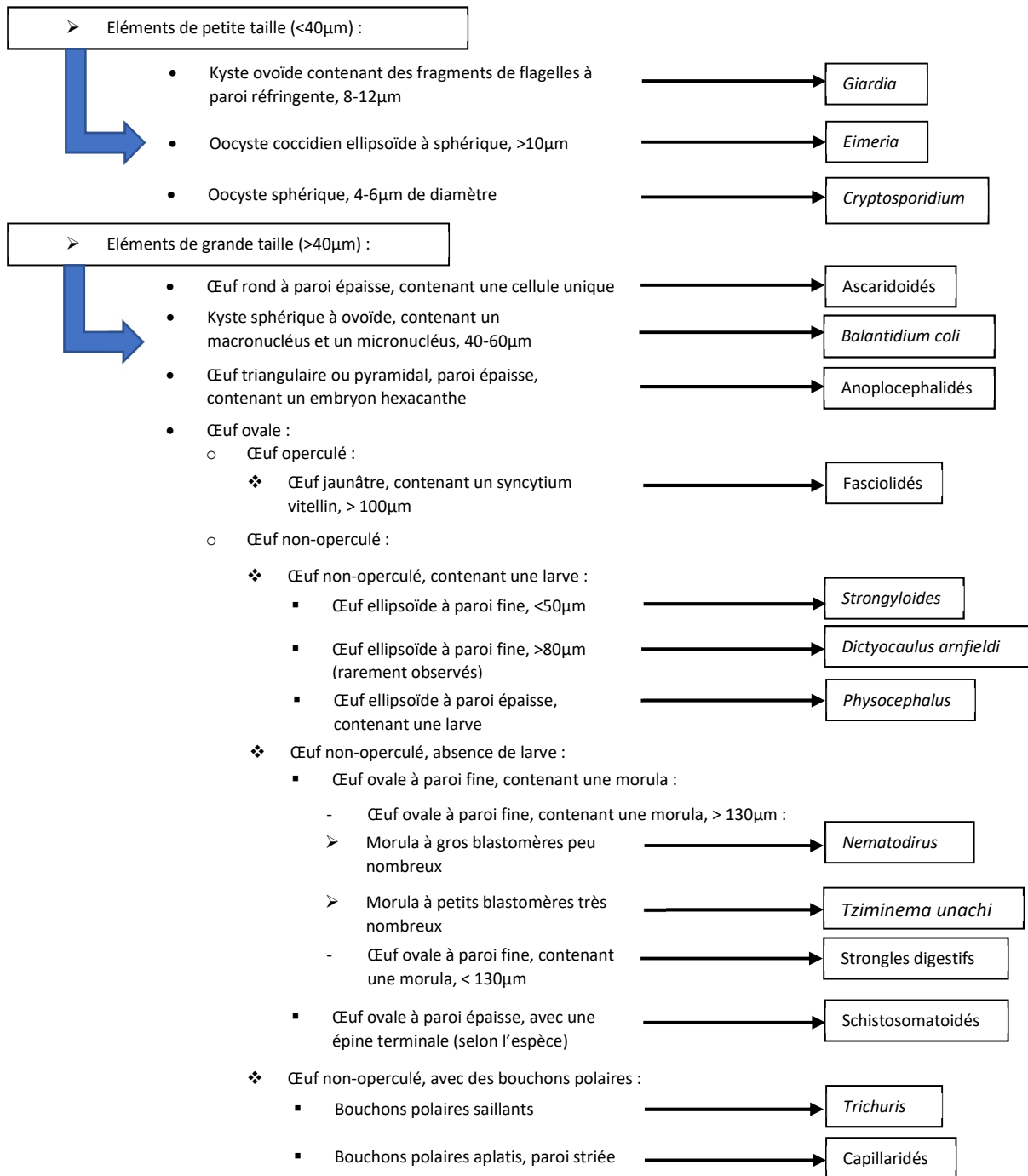


Figure 40. Clé de diagnose des œufs de parasites observables en coproscopie chez les Tapiridés

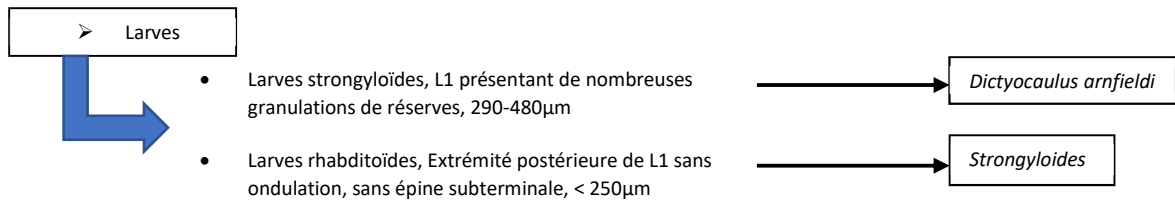


Figure 41. Clé de diagnose des larves de parasites observables en coproscopie chez les Tapiridés

III/ Parasitoses diagnostiquées par coproscopie chez les herbivores

Anoplocephalidés

Chez les Bovidés, Camélidés et Cervidés, le genre le plus connu et le plus caractéristique est *Moniezia*. Chez les Eléphantidés, Equidés, Rhinocérotidés, le principal genre rencontré est *Anoplocephala*. Chez les Giraffidés, le genre *Macracanthorhynchus* est assez commun. Le genre *Moniezia* est également rencontré, de façon plus anecdotique. Chez les Macropodidés, on retrouve principalement le genre *Progamotaenia* au niveau de l'intestin grêle ou du foie selon l'espèce. Chez les Tapiridés, on retrouve notamment les genres *Anoplocephaloides* et *Flabelloskrjabinia*.

Description :

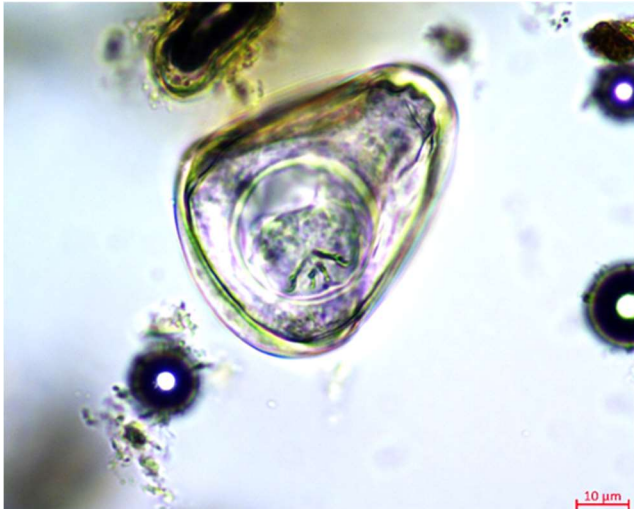
- Œuf géométrique (triangle ou carré) à sphérique avec des angles arrondis
- Coque épaisse à surface lisse, parois courbes
- Embryon hexacanche entouré d'un appareil piriforme

Taille :

- *Anoplocephala magna* : 50-60µm de diamètre ; Embryon : 8µm
- *Anoplocephala manubriata* : 81-94µm de diamètre
- *Anoplocephala perfoliata* : 65-80µm de diamètre ; Embryon : 16µm
- *Anoplocephaloides indicata* : 50-52x28-32µm
- *Flabelloskrjabinia indicata* : 50-54x28-32µm
- *Macracanthorhynchus hirudinaceus* : 80-110x50-60µm
- *Moniezia benedini* : 80-90µm de diamètre
- *Moniezia expansa* : 50-60µm de diamètre
- *Paranoplocephala mamillana* : 50-60µm de diamètre

Autres genres et espèces : Cf. Annexes 1 à 10.

Hôtes définitifs : On retrouve des Anoplocephalidés chez la plupart des herbivores sauvages, ils ne sont toutefois pas rapportés chez les Hippopotamidés.



Photographie 1. Service de Parasitologie de VetAgro Sup – Mouton du Cameroun – *Moniezia sp.*



Photographie 2. Perera *et al.* 2017 – Eléphant d'Asie – *Anoplocephala sp.*

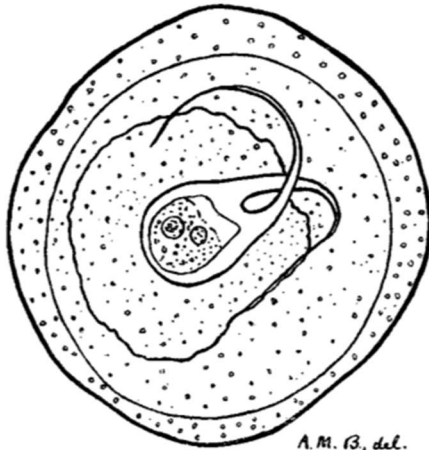


FIG. 9. Eggs from gravid uterus. (× 600.)

Schéma 1. Southwell 1921 – Œuf d'*Anoplocephala vulgaris* (Echelle : x600)

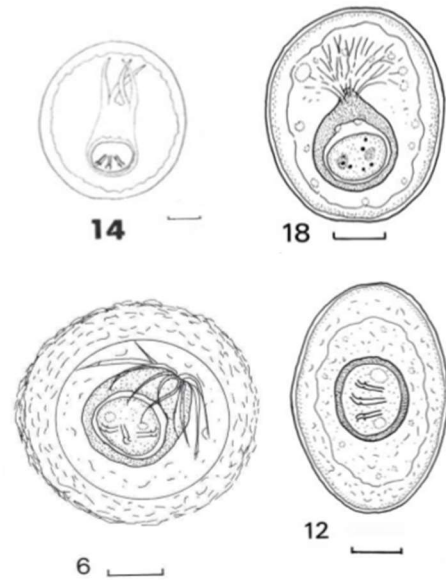
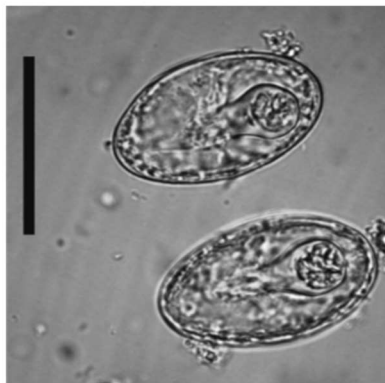


Schéma 2. Beveridge 2007-2009 – 6 : *Progamotaenia ewersi* ; 12 : *P. tenuis* ; 14 : *P. ginandrolinearis* ; 18 : *P. lomatosoma* (Echelle : 10μm)



Photographie 3. Haukisalmi 2005 – *Tapir indicus* – *Anoplocephaloides indicata* (Echelle : 50μm)



Photographie 4. Guerrero et Castellanos 2016 – *Tapir pinchaque* – *Flabelloskrjabinia sp.* (Echelle : 50μm)

Ascaridoidés

Le genre *Parascaris* est principalement retrouvé chez les Equidés et les Tapiridés. Le genre *Toxocara* est présent chez les Bovidés, les Cervidés, les Eléphantidés (rare) et les Macropodidés. *Leiperenia* semble spécifique des Eléphantidés.

Description :

- Œuf de forme sphérique
- Coque épaisse, alvéolée
- Contient une cellule unique d'aspect granuleux, ne remplissant l'œuf qu'en partie

Remarque : *Parascaris equorum* est facilement identifiable :

- La paroi externe est de couleur brunâtre
- La paroi moyenne est homogène ou stratifiée
- La paroi interne est plus claire, homogène
- Contient une cellule unique (parfois deux)

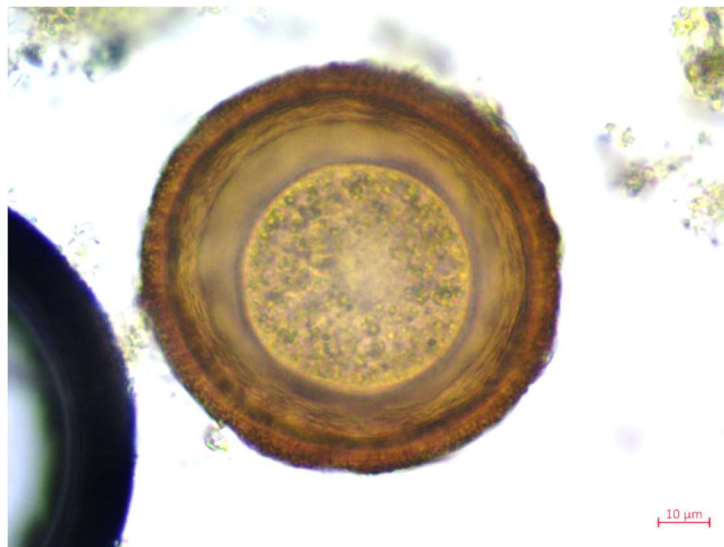
Taille :

- *Leiperenia leiperi* : 60x56µm (*in utero*)
- *Parascaris equorum* : 90-100µm de diamètre
- *Toxocara vitulorum* : 75-95x60-74µm

Autres genres et espèces : Cf. Annexes 1, 3, 4, 5 et 10.

Remarque : Le cycle du genre *Leiperenia* est le plus souvent endogène, les femelles émettent des larves directement dans l'intestin, sans contact avec le milieu extérieur.

Hôtes définitifs : Bovidés, Cervidés, Eléphantidés, Equidés, Tapiridés



Photographie 5. Service de Parasitologie de VetAgro Sup –
Âne de Somalie – *Parascaris equorum*

Balantidium coli

Description :

- Kyste de forme sphérique à ovoïde
- Contient un macronucléus et un micronucléus

Taille :

Kyste de *B. coli* : 45-60µm de diamètre

Hôtes définitifs : Bovidés, Camélidés, Cervidés, Eléphantidés, Equidés, Giraffidés, Hippopotamidés, Rhinocerotidés et Tapiridés



Photographie 6. Service de Parasitologie de VetAgro Sup – *Balantidium coli*

Capillaridés

Le genre le plus connu et le plus caractéristique est le genre *Capillaria*, parfois nommé *Aonchotheca*.

Description :

- Œuf en forme de citron avec des bouchons polaires aplatis
- Coque épaisse à paroi ridée, quasi parallèles
- Contenu granuleux

Taille :

Capillaria spp. : 45-50x22-25µm

Remarque : A différencier de *Trichuris spp.*, qui a une paroi lisse et des bouchons polaires saillants.

Genres et espèces : Cf. Annexes 1, 2, 3, 6, 9 et 10.

Hôtes définitifs : Bovidés, Camélidés, Cervidés, Giraffidés, Rhinocerotidés et Tapiridés



Photographie 7. Service de Parasitologie de VetAgro Sup – Alpaga – *Capillaria sp.*



Photographie 8. Service de Parasitologie de VetAgro Sup – Girafe – *Capillaria sp.*

Ciliés commensaux

La classification des Ciliés est complexe, on rencontre de nombreux genres dans différentes espèces d'herbivores. Chez l'Eléphant, on peut facilement observer le genre *Triplumaria*.

Description :

- Corps rectangulaire à sphérique, présentant une extrémité antérieure et une extrémité postérieure
- Présence de processus ciliés

Taille :

- *Helicozoster proboscidius* : 80-100x47-70µm
- *Latteuria trifaria* : 33-54x22-36µm
- *Triplumaria asiatica* : 84-134x33-56µm
- *T. longinucleata* : 70-112x30-49µm
- *T. nucleocaudata* : 135-220x71-131µm

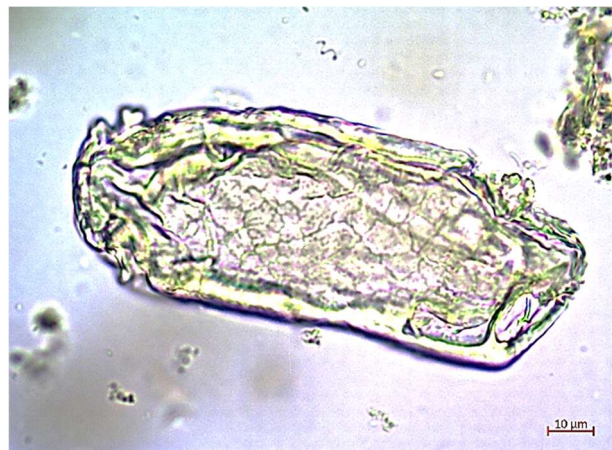
Autres genres et espèces : Cf. Annexes 4 et 9.

Remarque : Non pathogène.

Hôte définitif : Eléphantidés, Equidés, Hippopotamidés, Rhinocérotidés, Ruminants, Tapiridés



Photographie 9. Service de Parasitologie de VetAgro Sup – Eléphant d'Afrique – *Triplumaria* sp.



Photographie 10. Service de Parasitologie de VetAgro Sup – Eléphant d'Asie – *Triplumaria* sp.



Photographie 11. Service de Parasitologie de VetAgro Sup – Rhinocéros blanc – Cilié commensal

Cryptosporidium

Description :

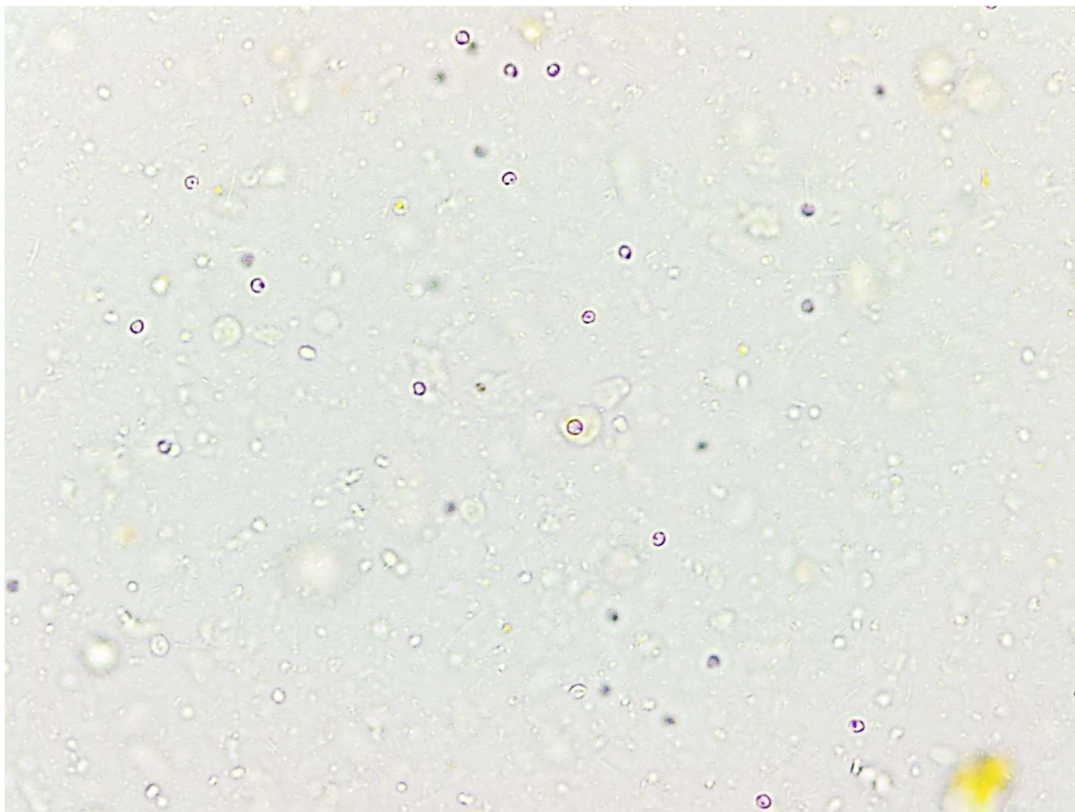
- Oocystes circulaires à ellipsoïdes (si sporulés)
- Apparaissent roses à la coloration au saccharose (Solution de Sheather) ou Ziehl-Nielsen.
- La paroi apparait noire et nette, on distingue deux points noirs au centre.

Taille :

- *C. andersoni/muris* : 6,0-8,1x5,0-6,5 μ m
- *C. parvum* : 4,6-5,4x3,8-4,7 μ m

Autres espèces : Cf Annexes 1 à 10.

Hôtes définitifs : Bovidés, Camélidés, Cervidés, Eléphantidés, Equidés, Giraffidés, Hippopotamidés, Rhinocérotidés, Tapiridés



Photographie 12. Service de Parasitologie de VetAgro Sup – Bovin – *Cryptosporidium*

Cystocaulus

Description :

- Larve de stade 1 dépourvue de bouton protoplasmique
- Extrémité postérieure en cédille (2 ondulations) avec une épine subterminale dorsalement à la première ondulation et deux épines présentes au niveau de la deuxième ondulation (Cf. Schéma...)

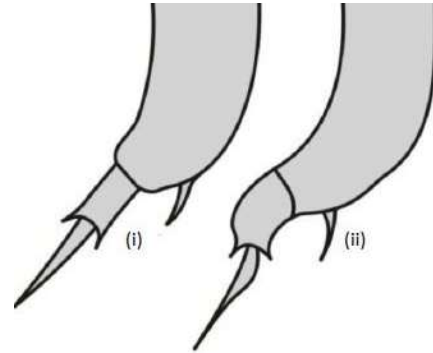


Schéma 3. Van Wyk *et al.* 2004 –
Extrémité postérieure de L1 de *C. ocreatus*
(i) et (ii) : variations possibles

Taille :

Larve de stade 1 de *C. ocreatus* : 390-420µm

Autres espèces : Cf. Annexes 1 et 3.

Hôtes définitifs : Bovidés et Cervidés



Photographie 13. Rafle *et al.* 2015 – Larve de stade 1 de *Cystocaulus ocreatus*
(Echelle : 10µm)

Dicrocoelium

Description :

- Œuf ovoïde, de couleur brunâtre, sombre
- Contient un miracidium lorsque passé dans les fèces
- Reconnaissable grâce à deux éléments circulaires distincts.

Taille :

D. dentriticum : 36-45x22-30µm

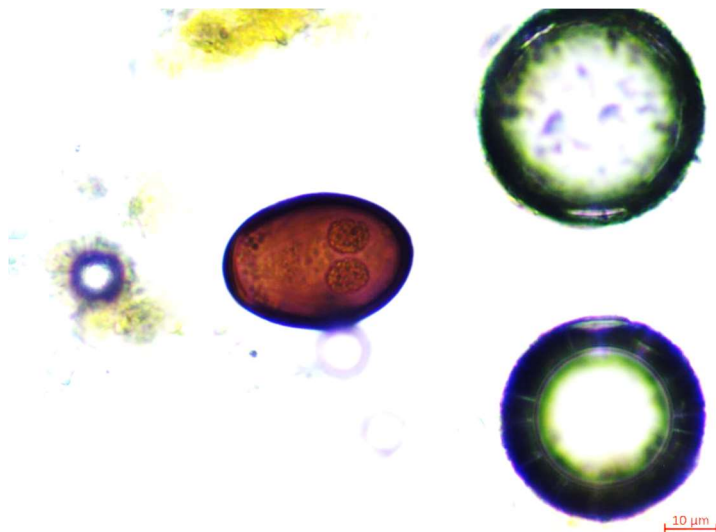
Autres espèces : Cf. Annexes 1 à 6.

Remarque : Œufs de petite taille, confirmer la diagnose à un objectif inférieur si besoin.

Hôtes définitifs : Bovidés, Camélidés, Cervidés, Eléphantidés, Equidés, Giraffidés



Photographie 14. Service de Parasitologie de VetAgro Sup – Alpaga – *Dicrocoelium dentriticum*



Photographie 15. Service de Parasitologie de VetAgro Sup – Mouton d'Ouessant – *Dicrocoelium dentriticum*

Dictyocaulus

On rencontre principalement les larves de stade 1 (L1) dans les fèces, toutefois on peut également observer des œufs larvés (rares).

Description :

- Œuf larvé : ovoïde avec une paroi fine
- Larve 1 : Présence de nombreuses granulations intestinales de réserve (sombres)
- *Dictyocaulus filaria* : présence d'un bouton protoplasmique à l'extrémité antérieure
- *Dictyocaulus arnfieldi* : extrémité postérieure courte, fine et pointue

Taille :

- Œuf : 80-100x50-60µm
- L1 de *D. filaria* : >500µm
- L1 de *D. viviparus*, *D. eckerti* : <500µm
- L1 de *D. arnfieldi* : 290-480µm

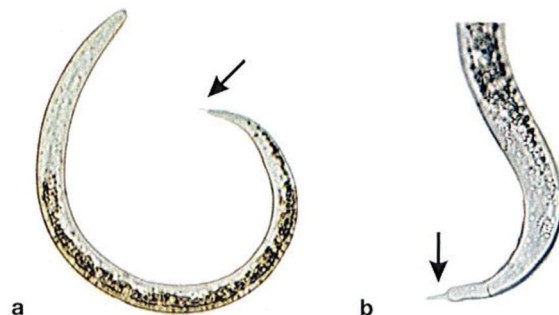
Espèces : Cf. Annexes 1 à 10.

Remarque : Privilégier une coproscopie de Baermann ou de MacKenna pour le diagnostic de dictyocaulose.

Hôtes définitifs : Bovidés, Camélidés, Cervidés, Equidés, Giraffidés, Macropodidés, Tapiridés



Photographie 16. Service de Parasitologie de VetAgro Sup – Chevreuil – Larve de stade 1 de *Dictyocaulus viviparus*



Photographie 17. Deplazes *et al.* 2016 – *Dictyocaulus arnfieldi* : **a.** Vue latérale ; **b.** extrémité postérieure

Eimeria

Description :

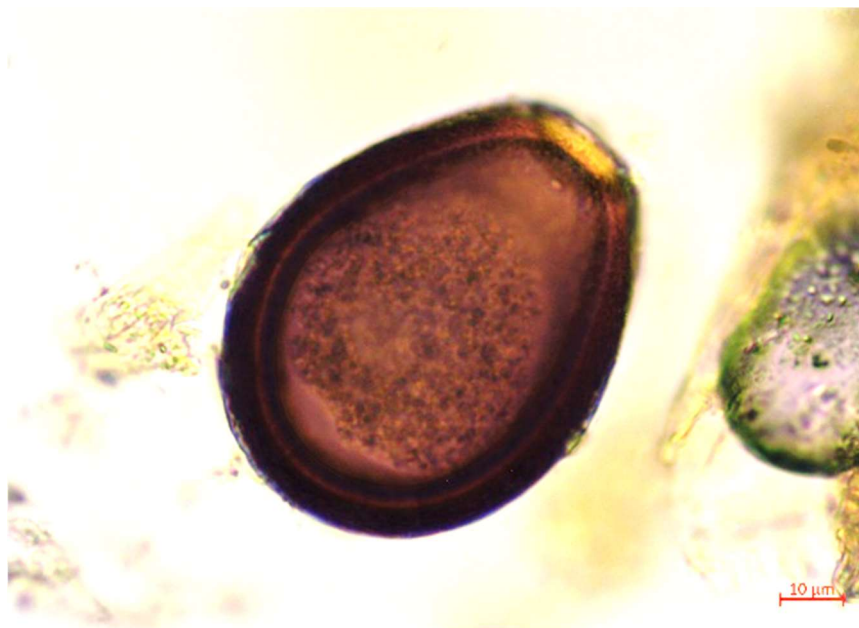
- Oocyste sphérique à ellipsoïde
- Coque mince et lisse, au contour très net
- Présence d'un micropyle selon les espèces
- Avant sporulation : cellule granuleuse unique n'occupant pas tout l'oocyste
- Après sporulation : 4 sporocystes

Remarque : *E. cameli* et *E. leuckarti* constituent des exceptions en termes de taille (81-107x61-80µm) et d'aspect (Cf Photographie 18). Il s'agit d'espèces très pathogènes. *E. cameli* est le plus fréquemment rencontrée en Afrique du Nord.

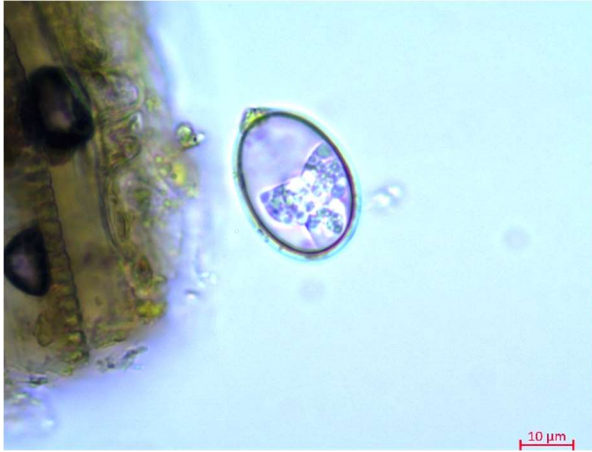
Taille : Cf. Annexes 1 à 10.

Hôtes définitifs : Bovidés, Camélidés, Cervidés, Equidés, Giraffidés, Hippopotamidés, Macropodidés, Rhinocerotidés, Tapiridés

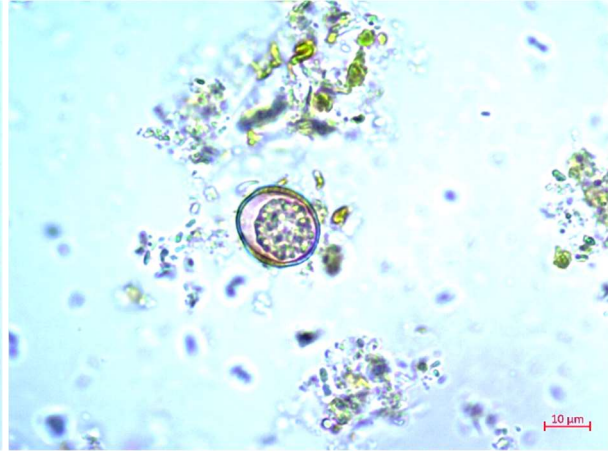
Importance : Les coccidies ne sont pas toutes pathogènes. Il est nécessaire d'identifier les espèces pathogènes en fonction de l'hôte, pour éviter des traitements inutiles.



Photographie 18. Service de Parasitologie de VetAgro Sup –
Dromadaire – *Eimeria cameli*



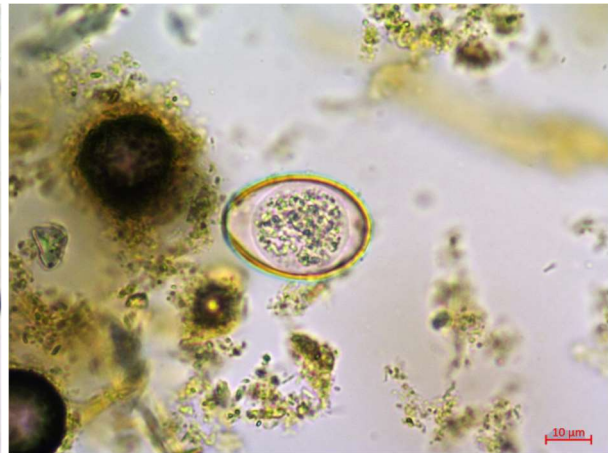
Photographie 19. Service de Parasitologie de VetAgro Sup – Mouton – *Eimeria sp.* (Oocyste sporulé)



Photographie 20. Service de Parasitologie de VetAgro Sup – Hippopotame – Oocyste coccidien non sporulé



Photographie 21. Service de Parasitologie de VetAgro Sup – Daim – Oocyste coccidien non sporulé



Photographie 22. Service de Parasitologie de VetAgro Sup – Cerf sika de Dibowsky – Oocyste coccidien non sporulé



Photographie 23. Service de Parasitologie de VetAgro Sup – Wallaby de Bennett – *Eimeria sp.* (Oocyste sporulé)



Photographie 24. Service de Parasitologie de VetAgro Sup – Wallaby des rochers – *Eimeria sp.* (Oocystes sporulé et non sporulé)

Fasciolidés

Les Fasciolidés sont présents chez l'ensemble des herbivores étudiés.

Description :

- Œuf large, ovoïde, avec une fine paroi
- Présente un opercule
- Contient un syncytium vitellin de couleur jaune à brun.

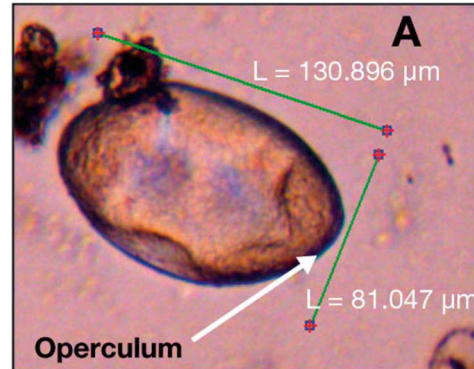
Remarque : Dans un liquide de flottaison de forte densité (>1,3) on peut observer une déformation caractéristique de l'œuf (Cf. Photographies 25 et 27).

Taille :

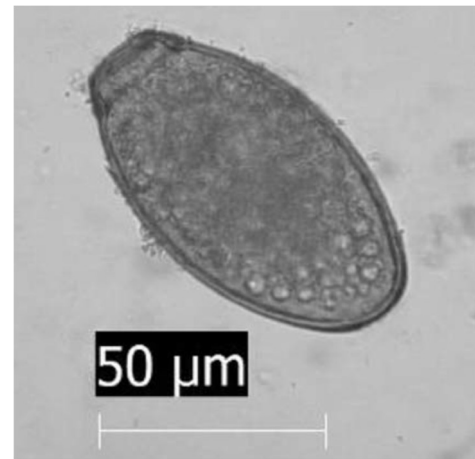
- *Fasciola gigantica* : 170-190x90-100µm
- *Fasciola hepatica* : 130-150x65-90µm
- *Fascioloides jacksoni* : 108-132x60-72µm
- *Fascioloides magna* : 109-168x75-96µm
- *Protofasciola robusta* : 107-110x57-61µm

Autres genres et espèces : Cf. Annexes 1 à 10.

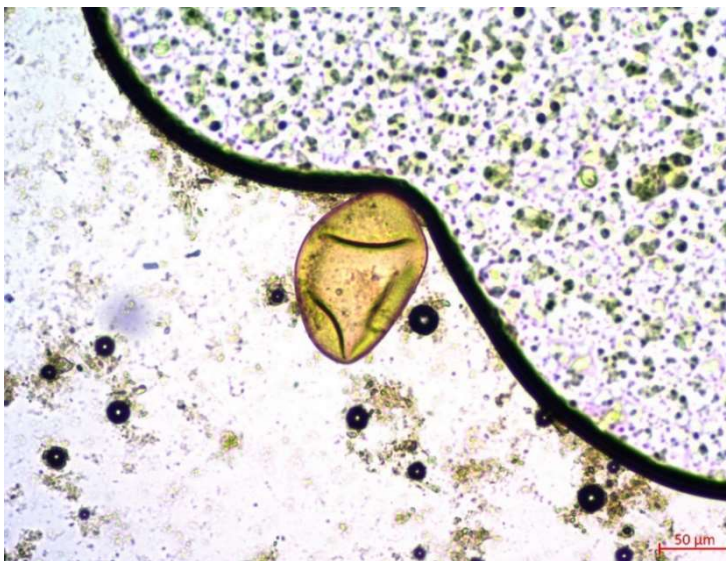
Hôtes définitifs : Herbivores



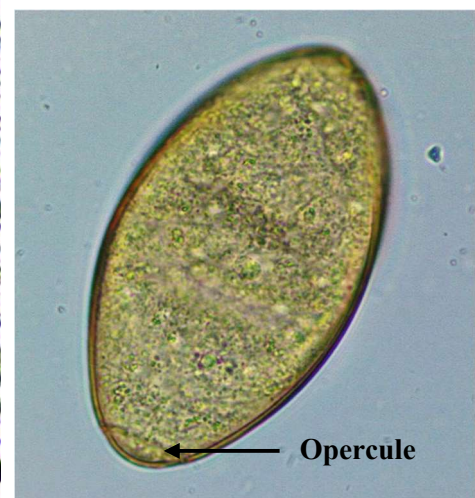
Photographie 25. Hing *et al.* 2013 –
Eléphant d'Asie – *Fasciola* sp.



Photographie 26. Obanda *et al.* 2011 –
Eléphant d'Afrique – *Protofasciola robusta*



Photographie 27. Service de Parasitologie de VetAgro Sup –
Antilope nilgaut – *Fasciola* sp.



Photographie 28. Service de
Parasitologie de VetAgro Sup –
Fasciola sp. (Objectif x40)

Giardia duodenalis

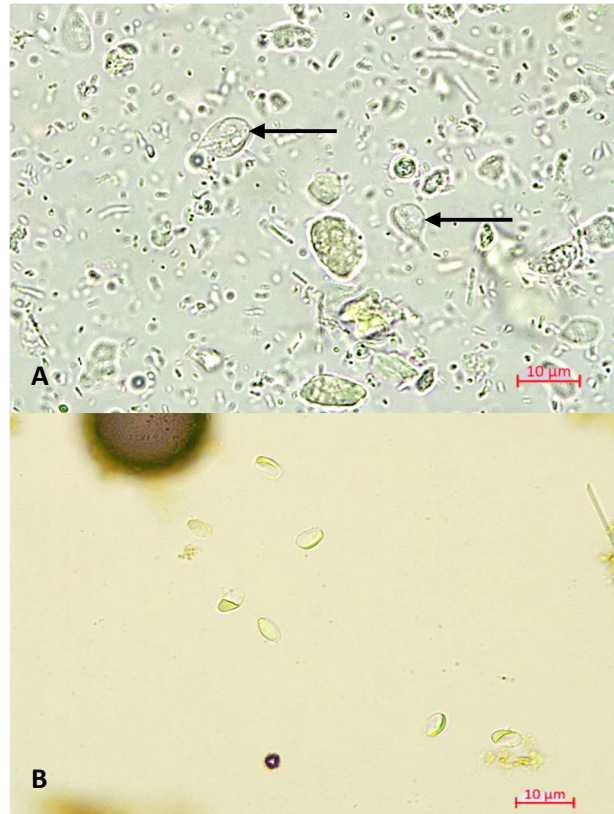
Description :

- Oocyste ovoïde contenant quatre nucléides
- Trophozoïte pyriforme, avec une symétrie bilatérale et des flagelles

Taille :

- Oocyste : 8-12x7-10µm
- Trophozoïte : 12-15x5-9µm

Hôtes définitifs : Bovidés, Camélidés, Equidés, Tapiridés



Photographie 29. Service de Parasitologie de VetAgro Sup – *Giardia duodenalis* ; **A** : Trophozoïte ; **B** : Oocyste

Gongylonema

Description :

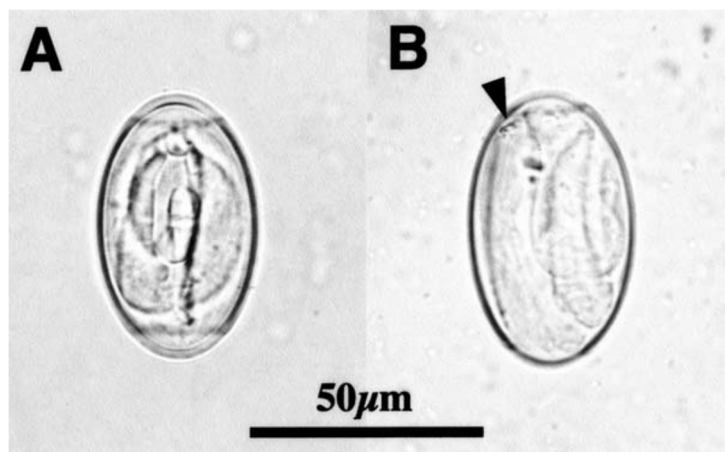
- Œuf larvé ovoïde avec une paroi moyenne
- Présence de deux opercules polaires
- Larve présentant une épine à l'extrémité antérieure (Cf. Photographie 30.B)

Taille :

G. pulchrum : 50-70x25-37µm

Autres espèces : Cf. Annexes 1, 2, 3, 5 et 8.

Hôtes définitifs : Bovidés, Camélidés, Cervidés, Equidés, Macropodidés



Photographie 30. Sato *et al.* 2005 – *Gongylonema pulchrum* (Echelle : 50µm)

Habronema

Description :

- Œuf ellipsoïde, très allongé, avec une paroi fine
- Contient une larve déjà formée
- Petite taille

Taille :

- *H. majus/microstoma* : 45-59x16µm
- *H. malani* : 40-80x4-16µm
- *H. muscae* : 40-50x10-12µm

Autres espèces : Cf. Annexes 5 et 9.

Hôtes définitifs : Equidés, Rhinocéros



Photographie 31. Junquera 2007 – *Habronema* sp. (45x11µm)

Lamanema chavezii

Description :

- Œuf ellipsoïde, à pôles larges
- Coque mince et lisse
- Morula à petits blastomères très nombreux
- Œuf jaune-brun

Taille : *Lamanema chavezii* : 170,2x73,4µm (moyenne)

Espèces : Cf. Annexe 2.

Remarque : La différence entre le genre *Nematodirus* se fait sur le nombre de blastomères et la forme de l'œuf.

La différence avec le genre *Marshallagia* est plus difficile à percevoir. Elle se fait sur la coloration de l'œuf.

Hôtes définitifs : Camélidés



Photographie 32. Jarvinen *et al.* 2014 – Lama – *Lamanema chavezii* ; A : œuf après 24h à 4°C ; B : œuf larvé (Echelle : 200µm)

Macropoxyuris

Description :

- Œuf larvé de forme ovoïde, paroi épaisse
- Présente un opercule polaire

Taille :

- *M. brevigularis* : 45-48x20-22µm
- *M. longigularis* : 43-46x22-24µm

Autres espèces : Cf. Annexe 8.

Hôtes définitifs : Macropodidés

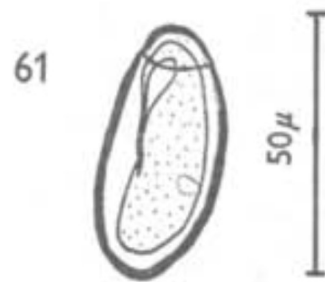


Schéma 4. Mawson 1964 – Schéma d'un œuf de *Macropoxyuris longigularis* (Echelle : 50µm)

Marshallagia

Description :

- Œuf ellipsoïde, à pôles inégaux
- Coque mince et lisse
- Morula à petits blastomères très nombreux

Taille :

Marshallagia sp. : 150-180x80-120µm

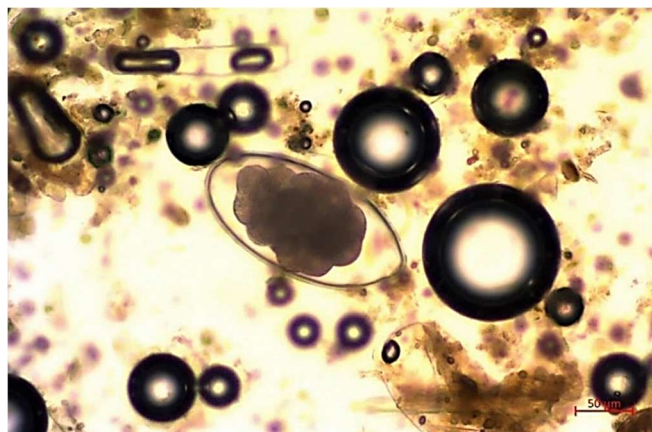
Espèces : Cf. Annexes 1, 2, 3 et 6.

Remarque : La différence entre les genres *Marshallagia* et *Nematodirus* est difficile à faire sur des prélèvements datant de plus de 48h.

Hôtes définitifs : Bovidés, Camélidés, Cervidés, Giraffidés



Photographie 33. Service de Parasitologie de VetAgro Sup – Oryx gazelle – *Marshallagia sp.*



Photographie 34. Service de Parasitologie de VetAgro Sup – Girafe – *Marshallagia sp.*

Muellerius

Description :

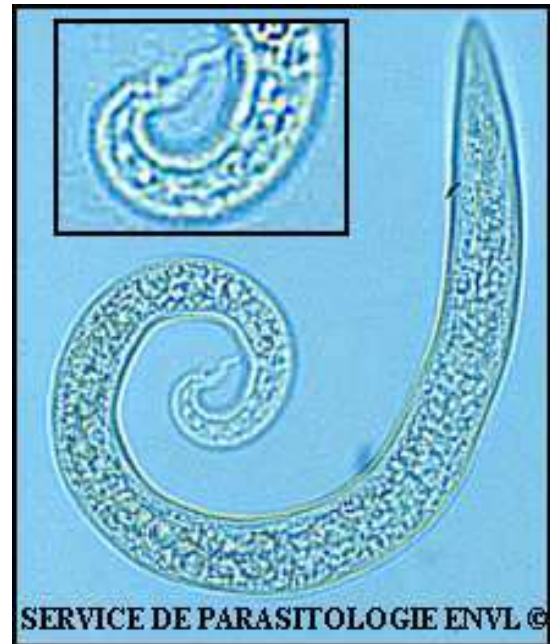
- Larve de stade 1 dépourvue de bouton protoplasmique
- Extrémité postérieure en cédille (2 ondulations) avec une épine subterminale dorsalement à la première ondulation (Cf. Schéma 5).

Taille :

- Larve de stade 1 de *Muellerius capillaris* : 250-300µm

Autres espèces : Cf. Annexes 1 et 3.

Hôtes définitifs : Bovidés et Cervidés



Photographie 35. Service de Parasitologie de VetAgro Sup – Larve de stade 1 de *Muellerius capillaris*

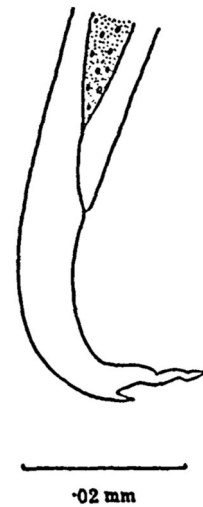


Schéma 5. Morgan 1929 – Extrémité postérieure de *Muellerius capillaris* (Echelle : 20µm)

Nematodirus

Description :

- Œuf ovoïde
- Coque d'épaisseur moyenne et lisse
- Morula à gros blastomères peu nombreux, foncés

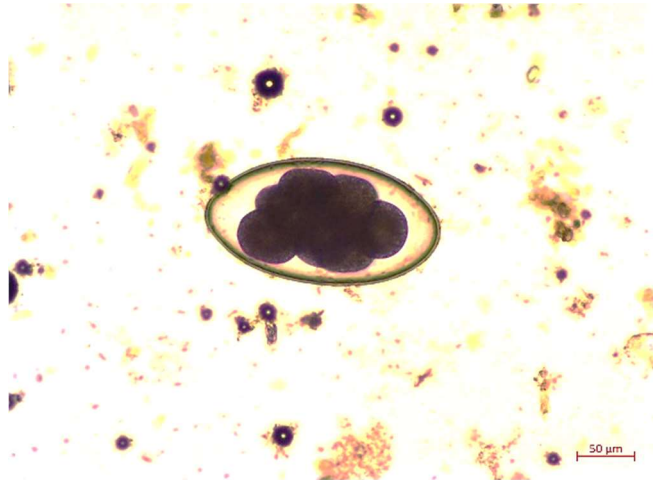
Taille :

- *N. abnormalis* :
190-246x80-118µm
- *N. battus* : 152-182x67-77µm
(jaune-brun, coque épaisse)
- *N. filicollis* : 134-168x71-87µm
- *N. helvetianus* :
185-245x92-113µm
- *N. spathiger* :
181-230x91-107µm

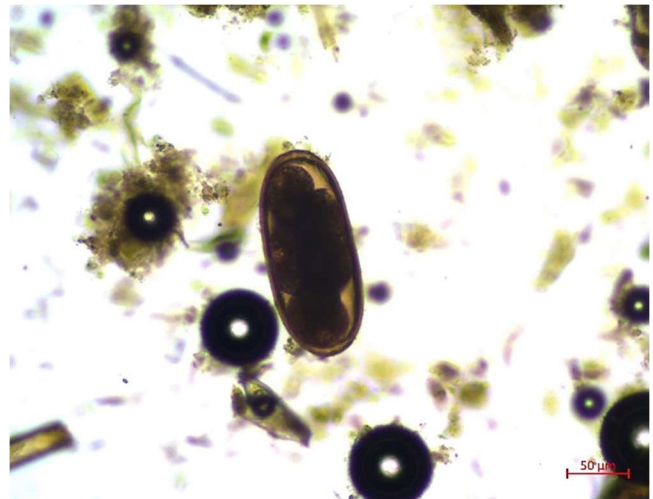
Autres espèces : Cf. Annexes 1, 2, 3, 6 et 10.

Remarque : Au-delà de 250µm, il s'agit du genre *Nematodirella* (*N. dromaderii* : 250x125µm).

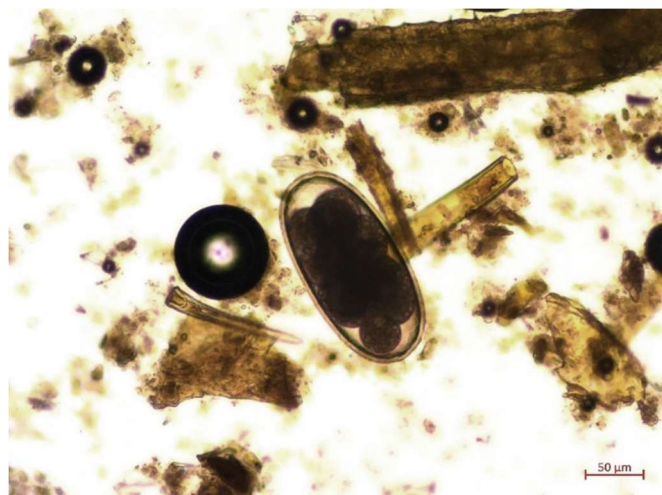
Hôtes définitifs : Bovidés, Camélidés, Cervidés, Giraffidés, Tapiridés



Photographie 36. Service de Parasitologie de VetAgro Sup – Guanaco – *Nematodirus* sp.



Photographie 37. Service de Parasitologie de VetAgro Sup – Alpaga – *Nematodirus battus*



Photographie 38. Service de Parasitologie de VetAgro Sup – Daim – *Nematodirus* sp.

Neostromylus linearis

Description :

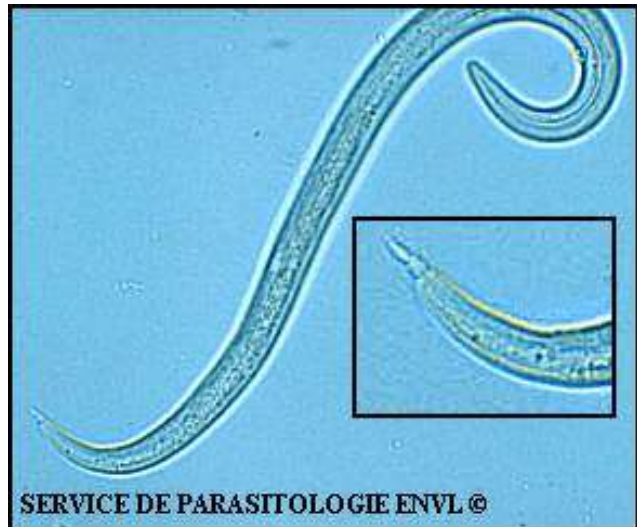
- Larve de stade 1 dépourvue de bouton protoplasmique
- Extrémité postérieure droite présentant 2 constrictions et une épine dorsale subterminale
- Présence de 2 épines plus petites entre les deux segments de l'extrémité postérieure (difficilement visibles)

Remarque : La présence d'épines à l'extrémité postérieure de *Neostromylus linearis* est contestée par certains auteurs (Van Wyk *et al.* 2004).

Taille : Larve de stade 1 : 300-350µm

Autres espèces : Cf. Annexe 1.

Hôtes définitifs : Bovidés



Photographie 39. Service de Parasitologie de VetAgro
Sup – Larve de stade 1 de *Neostromylus linearis*

Oxyuris

Description :

- Œuf de forme ovale, légèrement aplati, jaunâtre avec une paroi épaisse
- Contient une larve ou une morula
- Présence d'un opercule polaire

Taille :

Oxyuris equi : 80-95x40-45µm

Autres espèces : Cf. Annexes 5 et 9.

Hôtes définitifs : Equidés, Rhinocerotidés



Photographie 40. Service de Parasitologie de VetAgro Sup – Rhinocéros blanc – *Oxyuris* sp.

Parabronema

Description :

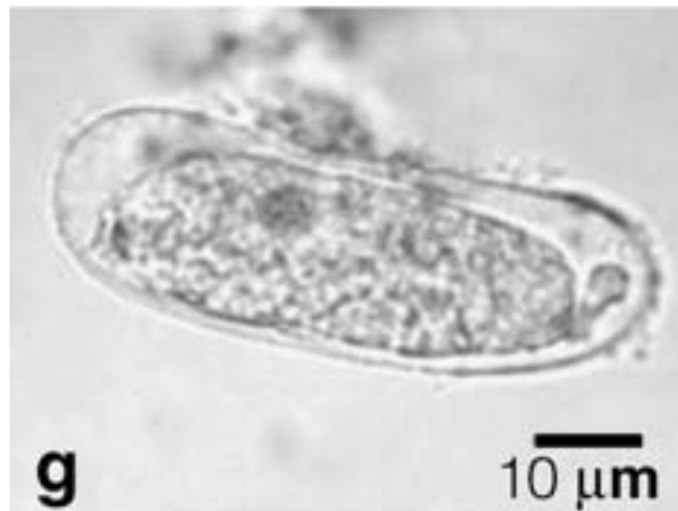
- Œuf ovale très allongé (largeur <20µm)
- Contient une larve
- Paroi fine

Taille :

P. africanum/congolense/okapiae : 75x7µm

Autres espèces : Cf. Annexes 1 à 10.

Hôtes définitifs : Bovidés, Camélidés, Cervidés, Eléphantidés, Giraffidés, Rhinocerotidés



Photographie 41. Trejo-Macías *et al.* 2007 – *Parabronema* sp. (Echelle : 10µm)

Paramphistomatoidés

Les Paramphistomatoidés sont rencontrés dans de nombreuses familles d'herbivores. Chez les Bovidés, les Camélidés et les Cervidés, on retrouve le genre *Paramphistomum*. Chez les Eléphantidés, les principaux genres rencontrés sont *Gastrodiscus* (également présent chez les Rhinocerotidés) *Pfenderius* et *Pseudodiscus*. Le genre *Leiperocotyle* est rencontré chez les Giraffidés. Les Hippopotamidés présentent de nombreux genres de paramphistomes, sur lesquels on ne possède que peu d'informations (Cf. Annexe 7). Chez les Macropodidés, on recense les genres *Gemellicotyle* et *Macropotrema*.

Description :

- Œuf large, ovoïde, avec une fine paroi
- Présente un opercule
- Contient un syncytium vitellin de couleur verdâtre à gris pâle.

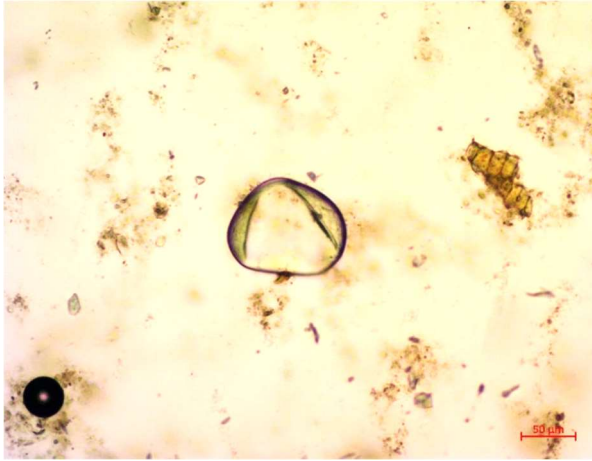
Remarque : Dans un liquide de flottaison de forte densité (>1,3) on peut observer une déformation caractéristique de l'œuf (Cf. Photographies 42 et 43).

Taille :

- *Gastrodiscus aegypticus* : 140x95µm
- *Gemellicotyle wallabicola* : 144-177x86-102µm
- *Leiperocotyle congolense* : 130-144x58-61µm
- *Macrotrema pertinax* : 124-139x71-82µm
- *Paramphistomum cervi* : 125-180x73-103µm
- *Paramphistomum microbothrioides* : 130x69µm
- *Pfenderius papillatus* : 150x70µm
- *Pseudodiscus collinsi* : 135x86µm
- *Pseudodiscus hawkesii* : 135x70µm

Autres genres et espèces : Cf. Annexes 1 à 10.

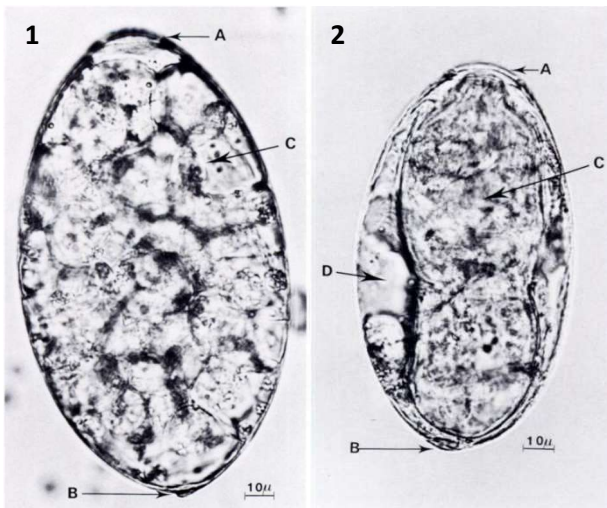
Hôtes définitifs : Bovidés, Camélidés, Cervidés, Eléphantidés, Giraffidés, Hippopotamidés, Macropodidés, Rhinocerotidés



Photographie 42. Service de Parasitologie de VetAgro Sup – Daim – *Paramphistomum sp.*



Photographie 43. Service de Parasitologie de VetAgro Sup – Watusi – *Paramphistomum sp.*



Photographie 44. Speare 1983 –
1 : Œuf de *Gemellicotyle wallabicola* ;
2 : Oeuf de *Macrotrema pertinax* (Echelle : 10µm)

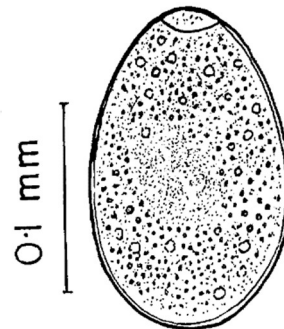


Schéma 6. Malek 1971 –
 Œuf de *Gastrodiscus aegyptiacus* (Echelle : 100µm)

Parelaphostrongylus tenuis

Description :

- Larve de stade 1 avec une épine subterminale dorsale courte et trapue
- Présence d'un anneau nerveux bien visible au tiers proximal

Taille :

Larve de stade 1 : 314-341µm

Remarque (*) : La distinction avec le genre *Pneumostrongylus* n'est pas toujours possible en fonction de la taille. La différenciation entre les deux genres nécessite une mise en culture des larves. Selon certains auteurs, *Parelaphostrongylus tenuis* est d'ailleurs nommé *Pneumostrongylus tenuis* (Anderson, 1963).

Autres espèces : Cf. Annexes 1, 2, 3 et 6.

Hôtes définitifs : Bovidés, Camélidés, Cervidés, Giraffidés

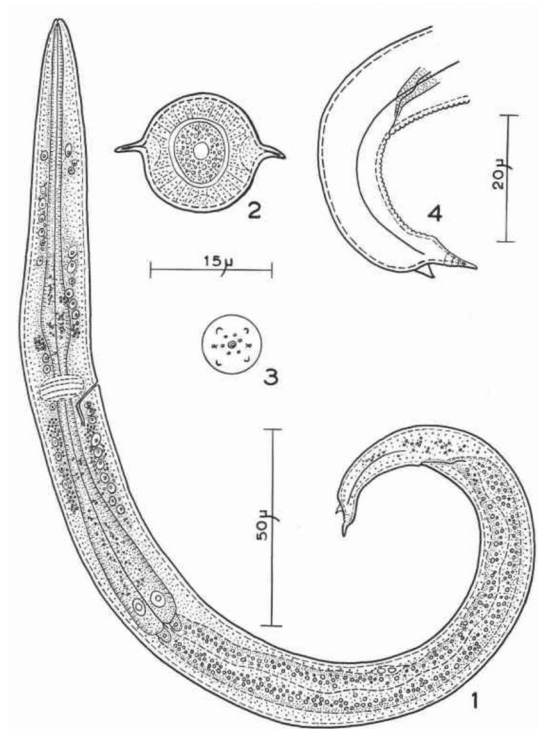


Schéma 7. Anderson 1963 – Larve de stade 1 de *Parelaphostrongylus tenuis** :

1. Vue latérale ; 2. Vue transversale ; 3. Vue de face ; 4. Vue latérale de l'extrémité postérieure

Physocephalus

Description :

- Œuf ovoïde avec une paroi épaisse
- Contient une larve

Taille :

P. sexalatus : 31-45x12-26µm

Autres espèces : Cf. Annexes 1 à 10.

Hôtes définitifs : Initialement retrouvé chez les Suidés et les Tapiridés, *Physocephalus* peut aussi être occasionnellement rencontré chez d'autres herbivores.



Photographie 45. Service de Parasitologie de VetAgro Sup – Œuf de *Physocephalus sexalatus*

Pneumostrongylus

Description :

- Larve de stade 1 avec une épine subterminale dorsale courte et trapue
- Présence d'un anneau nerveux bien visible au tiers proximal

Taille :

Larve de stade 1 de *P. calcaratus* : 314-341µm

Remarque (*) : Voir la remarque détaillée à *Parelaphostrongylus tenuis*

Autres espèces : Cf. Annexes 1 et 6.

Hôtes définitifs : Bovidés et Giraffidés

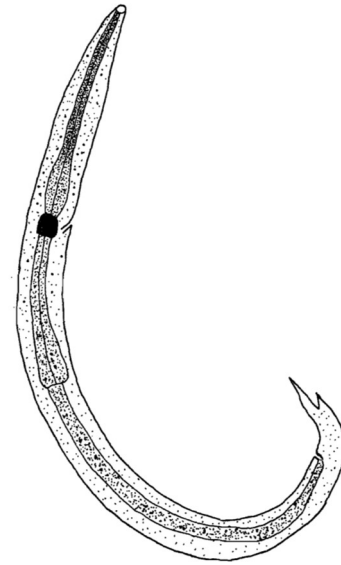


Schéma 8. Heinichen 1974 – Larve de stade 1 de *Pneumostrongylus calcaratus* (Echelle : 13µm)

Protostrongylus

Description :

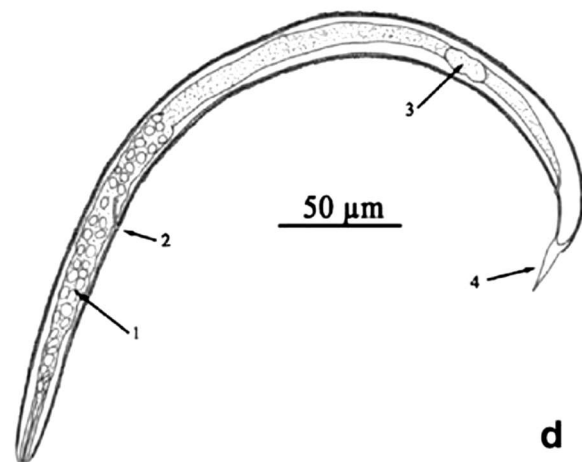
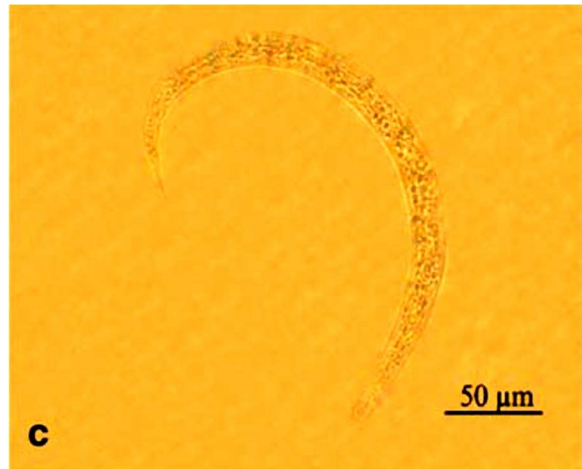
- Larve de stade 1 dépourvue de bouton protoplasmique et d'épine subterminale

Taille :

- L1 de *P. africanus* : 370-450µm
- L1 de *P. davtiani* : 290-350µm
- L1 de *P. hobmaieri* : 260-320µm
- L1 de *P. rufescens* : 370-400µm

Autres espèces : Cf. Annexes 1, 3 et 6.

Hôtes définitifs : Bovidés, Cervidés, Giraffidés



Photographie 46. Panayotova-Pencheva 2008 – Photo (c) et schéma (d) d'une larve de stade 1 de *Protostrongylus rupicaprae*

Schistosomatoidés

Description :

- Œuf en forme de broche ou ovale
- Œuf non operculé
- Certaines espèces présentent une épine terminale (ex : *S. indicum*)

Taille :

- *Bivitellobilharzia nairi* :
138-183x70-91µm avec une épine terminale courte et trapue de 9-25µm
- *Schistosoma bovis* : 187x60µm
- *S. hippopotami* : 81-103x31-43µm
- *S. indicum* : 57-140x18-72µm
- *S. margrebowiei* : 60x80µm
- *S. matthei* : 170-280x72-84µm
- *S. nasalis* : 350-380x50-80µm
- *S. turkestanica* : 72-77x16-26µm

Autres genres et espèces : Cf. Annexes 1 à 10.

Hôtes définitifs : Bovidés, Camélidés, Eléphantidés, Equidés, Giraffidés, Hippopotamidés, Rhinocerotidés, Tapiridés



Photographie 47. Kinsella *et al.* 2004 – Eléphant d’Afrique - *Bivitellobilharzia sp.* (x100)



Photographie 48. Devkota *et al.* 2014 – Rhinocéros indien – Œuf de *Bivitellobilharzia nairi* (Echelle : 15µm)

Strongles digestifs

Les strongles gastro-intestinaux ou « digestifs » sont présents chez l'ensemble des herbivores. La différenciation des genres et des espèces est très difficile par coproscopie. Certaines clés de diagnose donnent des critères d'identification, toutefois la fiabilité de ces derniers repose essentiellement sur la fraîcheur des prélèvements. On distingue uniquement les petits strongles (<130µm) des grands strongles (>130µm : *Nematodirus*, *Marshallagia*).

Description :

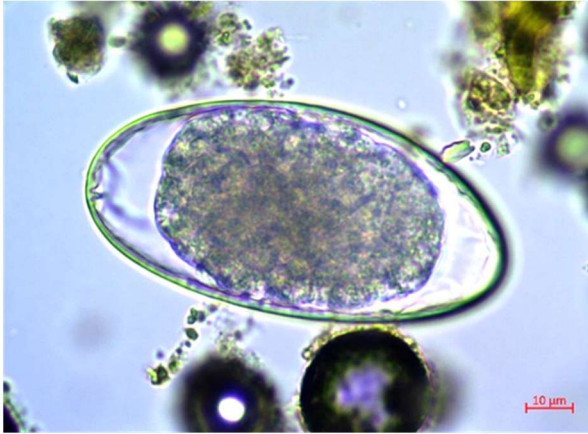
- Œuf non operculé de forme ovale avec une paroi fine
- Peut contenir des blastomères, une morula, voire une larve si examen tardif

Taille :

- *Bunostomum trigonocephalum* : 80-93x47-65µm
- *Camelostrongylus mentulatus* : 75-85x40-50µm
- *Chabertia ovina* : 90-100x53-59µm
- *Choniangium epistomum* : 50x25µm
- *Cloacina spp.* : 90-190x40-80µm
- *Cooperia curticei* : 70-82x35-41µm
- *Coronocyclus spp.* : 76-103x32-55µm
- *Craterostomum acuticaudatum* : 120x60µm
- *Cyathostomum spp.* : 100-110x40-45µm
- *Filarinema flagrifer* : 130-160x60-75µm
- *Haemonchus contortus* : 62-95x36-50µm
- *Khalilia pileata* : 57-75x28-35µm
- *Khalilia sameera* : 57-78x38-40µm
- *Kiluluma africana* : 80x40µm
- *Murshidia spp.* : 50-84x32-48µm
- *Necator spp.* : 50-80x36-42µm
- *Oesophagostomum venulosum* : 87-105x55-64µm
- *Ostertagia ostertagi* : 70-84x40-50µm
- *Quilonia africana* : 73x30
- *Rugopharynx australis* : 170x80-90µm
- *Rugopharyncx mawsonae* : 120-150x50-70µm
- *Tapironema coronatum* : 80-100x55-60µm
- *Trichostrongylus colubriformis* : 79-101x39-47µm
- *Zoniolaimus cobbi* : 120x60µm
- *Zoniolaimus mawsonae* : 100-110x50-70µm

Autres genres et espèces : Cf. Annexes 1 à 10.

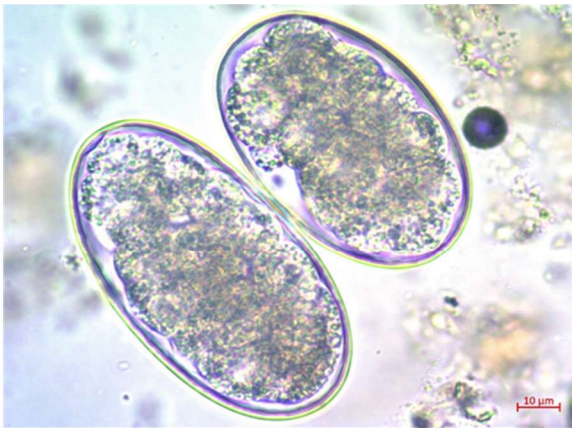
Hôtes définitifs : Herbivores



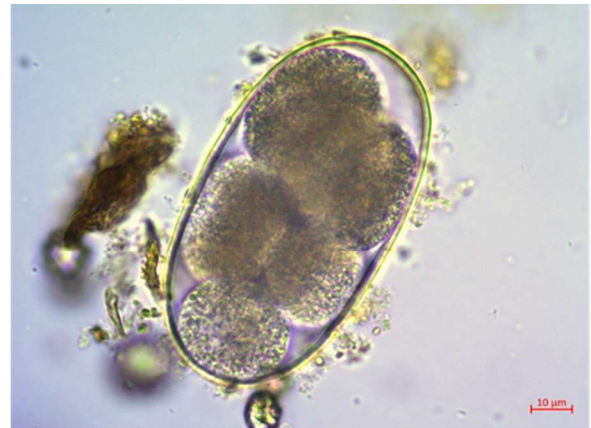
Photographie 49. Service de Parasitologie de VetAgro Sup – Mouflon à manchettes



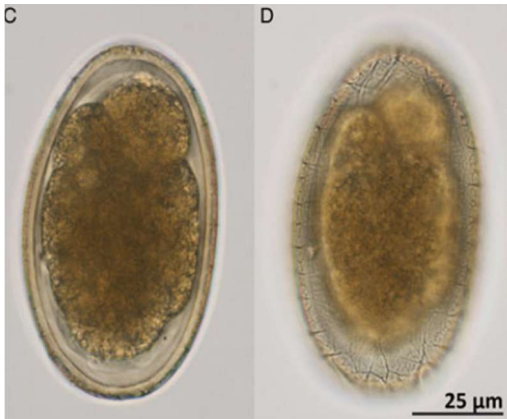
Photographie 50. Service de Parasitologie de VetAgro Sup – Vigogne



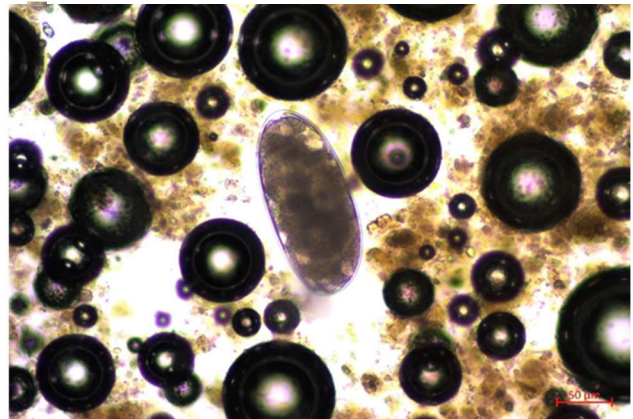
Photographie 51. Service de Parasitologie de VetAgro Sup – Renne



Photographie 52. Service de Parasitologie de VetAgro Sup – Zèbre de Grant



Photographie 53. Červená *et al.* 2017 – Eléphant d’Afrique – *Mammomonogamus sp.*



Photographie 54. Service de Parasitologie de VetAgro Sup – Kangourou roux

Les Photographies 49 à 54 présentent des œufs de strongles digestifs observés chez différentes espèces.

Strongyloides

Description :

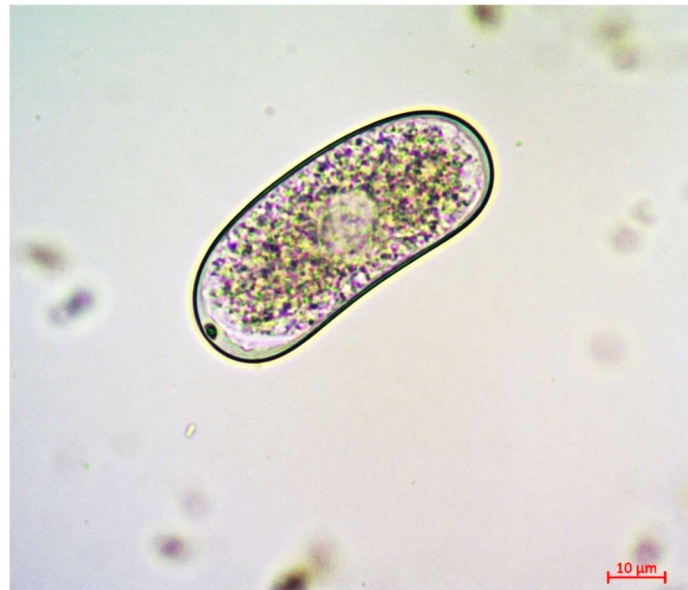
- Œuf larvé de forme ovale à paroi fine
- Deux fois plus petit que les œufs de strongles classiques

Taille :

- *S. elephantis* : 49x23µm
- *S. papillosus* : 47-65x25-26µm
- *S. westeri* : 40-52x32-40µm

Autres espèces : Cf. Annexes 1 à 10.

Hôtes définitifs : Herbivores



Photographie 55. Service de Parasitologie de VetAgro Sup – Cobe de Mrs Gray – *Strongyloides sp.*



Photographie 56. Service de Parasitologie de VetAgro Sup – Wallaby de Bennett – *Strongyloides sp.*



Photographie 57. Service de Parasitologie de VetAgro Sup – Cerf élaphe – *Strongyloides sp.*

Trichuris

Description :

- Œuf étiré en forme de citron
- Coque épaisse et lisse
- Un bouchon polaire saillant à chaque pôle
- Contient une cellule unique
- Coloration brun orangé

Remarque : A différencier de *Capillaria spp.*, qui a une paroi striée perpendiculairement et des bouchons polaires aplatis.

Taille :

Trichuris spp. : 60-85x40-45µm

Autres espèces : Cf. Annexes 1 à 10.

Hôtes définitifs : Bovidés,
Camélidés, Cervidés,
Eléphantidés, Giraffidés,
Rhinocérotidés, Tapiridés



Photographie 58. Service de Parasitologie de VetAgro Sup – Grand Koudou – *Trichuris sp.*



Photographie 59. Service de Parasitologie de VetAgro Sup – Alpaga – *Trichuris sp.*

Tziminema unachi

Description :

- Œuf ovoïde de grande taille, de couleur marron
- Coque fine et lisse
- Morula à petits blastomères très nombreux, foncés



Taille :

Tziminema unachi : 180-215x80-110µm

Schéma 9. Güiris-Andrade *et al.* 2017 – *Tapirus pinchaque* – Œuf de *Tziminema unachi* (Echelle : 200µm)

Hôtes définitifs : Tapiridés

Varestrongylus

Description :

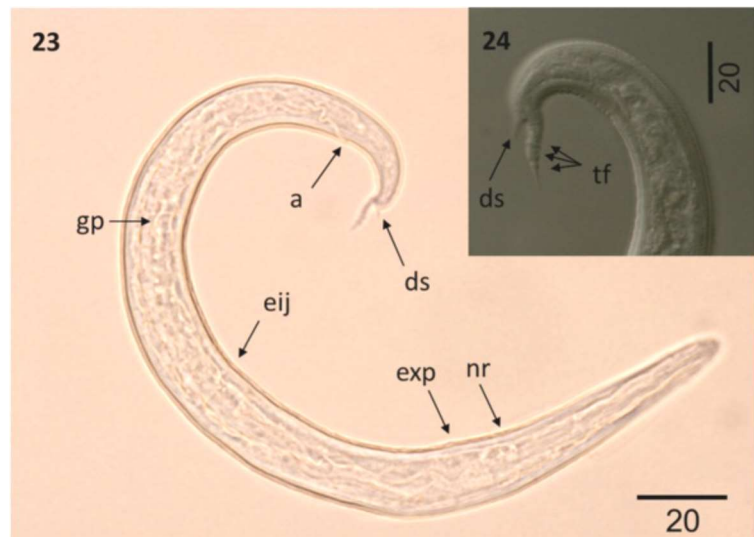
- Larve de stade 1 (L1) dépourvue de bouton protoplasmique
- Extrémité postérieure en cédille (2 ondulations) avec une épine subterminale dorsalement à la première ondulation (Cf. Schéma10)

Taille :

- L1 de *V. capreoli* : 85-341µm
- L1 de *V. pneumaticus* : 240-280µm
- L1 de *V. sagittatus* : 233-305µm

Autres espèces : Cf. Annexes 1 et 3.

Hôtes définitifs : Bovidés et



Photographie 60. Verocai *et al.* 2014 – Larve de stade 1 de *Varestrongylus alces* (Echelle : 20µm)

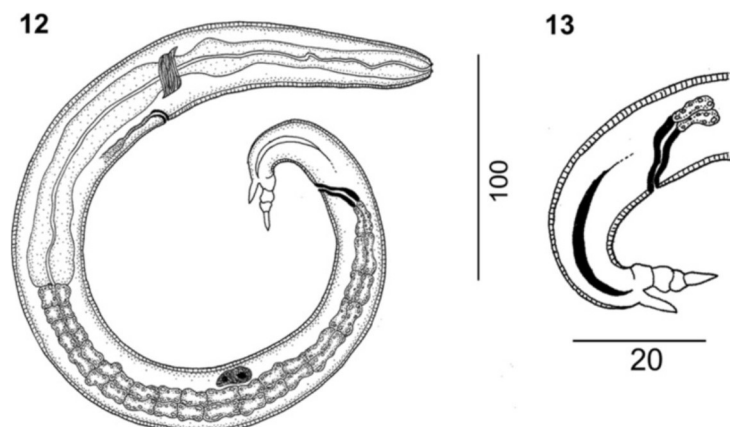


Schéma 10. Verocai *et al.* 2014 – Larve de stade 1 de *Varestrongylus alces* : 12. Vue latérale ; 13. Extrémité postérieure (Echelle : 20µm)

DISCUSSION GENERALE

Ce travail a eu pour principal objectif la conception d'un guide de diagnostic clinique de coproscopie pour les vétérinaires de parcs animaliers. C'est dans cette optique qu'a été réalisé « l'Atlas coproscopique des herbivores de parcs animaliers en France ». La plupart des parasites digestifs et respiratoires des herbivores sauvages y sont présentés et illustrés, soit par des photographies réalisées au cours de cette étude, soit par des clichés ou schémas extraits de différentes sources bibliographiques. Chaque genre ou famille de parasites comprend une description des éléments parasitaires retrouvés en coproscopie (œufs, oocystes ou larves) avec la taille de certains représentants et les hôtes définitifs potentiels.

Pour chaque famille d'herbivores étudiée, une liste des parasites observables par coproscopie a été dressée à la suite d'une synthèse bibliographique et présentée sous forme de tableaux placés en Annexes (Cf. Annexes 1 à 10). Ces listes contiennent notamment des informations complémentaires pour les parasites présentés dans l'atlas. Mais elles constituent également une source de données précieuse, pouvant servir de point de départ à quiconque souhaiterait s'intéresser au parasitisme digestif et/ou respiratoire des différentes familles d'herbivores présentes en parc animalier.

Au cours de la réalisation de cet atlas, des clés de diagnose ont été déterminées pour chaque famille d'herbivores étudiée. Elles ont été conçues à partir d'une synthèse de différentes clés de détermination préexistantes pour les herbivores domestiques (Beugnet *et al.*, 2004; Euzéby, 1981; Thienpont *et al.*, 2003) et adaptées aux herbivores sauvages en s'appuyant sur notre bibliographie. Elles permettent l'identification des différents éléments parasitaires présentés dans l'atlas grâce à des critères de diagnose relativement simples. En contrepartie, selon les parasites, l'identification se limite au genre, voire à la famille.

L'élaboration de ces clés de diagnose a en outre permis de mettre en évidence certaines incohérences entre différents ouvrages de parasitologie. A titre d'exemple, entre l'*Atlas de coproscopie* (Beugnet *et al.*, 2004) et le *Diagnostic expérimental des helminthoses animales Tome I : généralités, diagnostic ante-mortem* (Euzéby, 1981) les intervalles de taille des larves de stade 1 (L1) de *Strongyloides sp.* ne se recoupent pas. Bien que cet exemple soit extrême, il est fréquent que les mesures données par différentes sources bibliographiques pour une même espèce parasite présentent des variations non négligeables, comme par exemple la présence ou non d'épine subterminale chez la larve L1 de *Neostromylus linearis* (Anderson, 2000; Soulsby, 1965; Van Wyk *et al.*, 2004). Il est donc important de remonter à la source originale, ou de se référer à une étude dans laquelle des mesures ont été réalisées sur des échantillons de taille significative (Van Wyk *et al.*, 2004). Toutefois, il arrive que même en remontant aux sources bibliographiques initiales il persiste des confusions entre certaines espèces parasites. De plus, la complexité et les nombreuses modifications de la classification des parasites digestifs et respiratoires sont également une source de confusion dans les noms et les espèces parasites.

Les recherches bibliographiques menées en amont de ce travail ont de plus révélé quelques erreurs de diagnostic dans des études menées en parcs zoologiques. Il s'agit pour la plupart d'œufs de Cestodes ou de Trématodes, pour lesquels la taille n'a pas été prise en compte, comme par exemple un œuf de *Moniezia sp.* qui a bien une forme géométrique, mais dont le diamètre est inférieur à 25µm – alors que l'intervalle de taille pour ce genre est compris entre 50µm et 90µm selon l'espèce – et ne présentant aucun embryon hexacanthé (Cf. Atlas coproscopique des herbivores de parcs animaliers en France) (Aviruppola *et al.*, 2016; Mustapa *et al.*, 2014; Rahman *et al.*, 2014). Ces observations ne font que souligner l'importance d'une formation pour l'identification des éléments parasitaires, et l'utilité d'un guide de diagnostic pour les praticiens de parcs animaliers.

Par ailleurs, l'étude bibliographique réalisée dans le cadre de ce travail a permis de présenter les spécificités du parasitisme et de sa gestion en parc zoologique. L'importance des parasites chez les herbivores maintenus en captivité, ainsi que les problématiques liées aux contraintes zootechniques et thérapeutiques ont été présentées. Le contexte épidémiologique au sein des parcs animaliers et les risques de transmissions qui en découlent ont également été abordés. La gestion du parasitisme apparaît comme un enjeu majeur au sein des parcs animaliers. Toutefois à l'heure actuelle, il n'existe pas de ligne de conduite prédéfinie, comme c'est le cas chez les herbivores domestiques (Ravinet *et al.*, 2017). Ce décalage peut s'expliquer par une prise en compte du parasitisme chez les herbivores sauvages plus tardive et une méconnaissance des conséquences cliniques associées. Par ailleurs, le parasitisme en parc animalier dépend également de nombreux facteurs intrinsèques tels que l'environnement, la densité, le climat, les espèces en présence, l'alimentation, etc. (Epe *et al.*, 2001). Etablir un plan d'action global pour l'ensemble des parcs zoologiques peut ainsi s'avérer compliqué. Néanmoins, d'après les résultats de cette étude réalisée sur seize zoos différents, plusieurs pistes de réflexions sont envisageables.

Tout d'abord, certaines espèces ne nécessitent pas de traitement systématique. C'est le cas notamment des Hippopotamidés, des Eléphantidés, des Rhinocerotidés et des Tapiridés. Les niveaux d'infestations de ces familles d'herbivores sont restés faibles au cours de cette étude, alors que seuls 17% des individus ou groupes d'individus avaient reçu un traitement API dans l'année précédant l'analyse. Pour ces espèces, un contrôle coproscopique pourrait être réalisé 1 à 2 fois par an, en fin de printemps et/ou à l'automne. La présence de quelques œufs de strongles digestifs ne justifie pas un traitement immédiat chez ces espèces en l'absence de signe clinique associé. En cas de coproscopie positive, un second contrôle peut être envisagé dans un intervalle allant de 3 à 6 mois. En cas d'infestation importante, un traitement est évidemment nécessaire afin d'éviter l'apparition de signe clinique (Heinrich, 2016). Bien entendu, ces recommandations peuvent varier selon les conditions d'hébergement de ces espèces (Saseendran *et al.*, 2003; Scullion, 1982).

Pour les autres familles d'herbivores (Bovidés, Camélidés, Cervidés, Equidés, Giraffidés et Macropodidés) la gestion du parasitisme doit être raisonnée en fonction du milieu de vie et de la sensibilité de chaque espèce. Contrairement aux familles vues précédemment, au cours de cette étude, 43% des individus ou groupes d'individus de ces familles ont reçu au moins un traitement API au cours de l'année précédant l'analyse. Néanmoins, 23% en moyenne

ont présenté des infestations importantes. Parmi ces derniers, 93% faisaient partie des animaux n'ayant pas eu de traitement dans la dernière année. Ces résultats soulignent l'importance des traitements API dans la maîtrise du parasitisme chez ces herbivores. Cependant, dans le but de limiter le développement de résistances aux antiparasitaires, l'utilisation de ces traitements doit être intégrée dans un plan de gestion global. En effet, comme nous l'avons montré précédemment avec les différences de parasitisme entre les familles d'herbivores (Cf. Discussion) les traitements ne sont pas les seuls facteurs ayant un impact sur la charge parasitaire des animaux de zoos.

L'examen coproscopique occupe une place essentielle dans la gestion du parasitisme, en permettant de déterminer la nature des parasites en présence et le niveau d'infestation. A la suite d'une coproscopie, on peut donc décider de la nécessité ou non d'un traitement et choisir la molécule la plus adaptée. Pour les familles d'herbivores sauvages sensibles aux parasites digestifs et respiratoires, des coproscopies pourraient être réalisées 2 à 3 fois par an, avec au minimum une analyse en fin de printemps, plus ou moins conjuguée à une analyse au niveau de la zone de pâture afin d'évaluer la charge parasitaire dans l'environnement (Epe *et al.*, 2001) et une coproscopie à l'automne. En fonction des résultats de l'analyse réalisée sur l'herbe de pâture, un troisième examen coproscopique pourrait être effectué en fin d'été afin d'évaluer l'intensité de l'infestation de certains individus à risques (notamment les jeunes). L'examen réalisé à l'automne ne doit pas être négligé, car il permet d'évaluer l'efficacité du protocole mis en place, et d'adapter en fonction le plan de prophylaxie pour l'année suivante.

Aux examens coproscopiques peuvent également être associées des mesures d'hygiène, dans le but de limiter le maintien des parasites dans le milieu extérieur et les ré-infestations. Pour cela, le ramassage quotidien des déjections est éventuellement réalisable dans les petits enclos. Une autre solution consiste également à réduire les zones de pâture dans les grands enclos, en privilégiant une alimentation à l'auge ou au râtelier (Goossens *et al.*, 2006).

En ce qui concerne les traitements antiparasitaires, ceux-ci ne devraient être réalisés qu'après un examen coproscopique individuel, afin de cibler à la fois les animaux à risque et les espèces parasites en présence. Un ramassage individuel sur observation serait relativement simple à mettre en place pour les espèces herbivores avec un faible effectif. Pour les groupes plus importants, l'attention devrait être portée principalement sur les jeunes individus et les animaux présentant des maladies intercurrentes. Pour l'administration d'un éventuel traitement, la voie sous-cutanée devrait être privilégiée dès que possible. Elle peut notamment être utilisée lorsque l'on souhaite ne traiter que quelques individus d'un troupeau. En revanche, pour traiter un groupe entier, la voie orale reste nettement plus pratique. Dans ce cas, des astuces pourraient être envisagées afin de permettre à tous les membres du groupe de recevoir le traitement à une dose efficace. Par exemple, la distribution du traitement mélangé à l'aliment pourrait être effectuée en différents points de l'enclos, ou dans des loges avec un accès individuel. De tels dispositifs pourraient ainsi réduire les problèmes de compétition alimentaire. En termes de posologie, des tableaux récapitulatifs des doses d'antiparasitaires décrites dans la littérature sont fournies par Garapin (2014) dans la partie Annexes de sa thèse d'exercice, *Etude de parasitoses par coproscopie au Safari de Peaugres*. Néanmoins, de nouvelles études seraient nécessaires afin d'approfondir et de préciser l'utilisation des antiparasitaires chez les herbivores

et les animaux sauvages en général. En pratique, des contrôles coproscopiques post-traitements peuvent d'ores et déjà permettre d'évaluer l'efficacité de ces derniers de façon approximative (Ballweber, 2009).

Quoi qu'il en soit, l'un des points fondamentaux de la gestion du parasitisme, mais également des autres agents pathogènes, est la mise en quarantaine lors de la réception d'un nouvel individu, associée à un bilan de santé complet, incluant à minima une sérologie et une coproscopie pour la recherche des parasites, et l'administration d'un traitement efficace avant toute mise en contact avec d'autres résidents du parc (Bandin, 2004; Barrows *et al.*, 2017; Deem *et al.*, 2001).

On constate donc que l'utilisation des techniques de coproscopie de manière plus systématique et raisonnée, pourrait permettre d'améliorer la gestion du parasitisme en parc animalier en déterminant quand, qui et avec quelle molécule traiter. Déjà adoptée par de nombreux vétérinaires de zoos en France, la coproscopie reste simple à réaliser et peu coûteuse. Elle requiert néanmoins une certaine rigueur et un minimum d'expérience afin de reconnaître les différents éléments parasitaires observables. En ce sens, l'atlas réalisé dans le cadre de cette étude constitue un réel outil pratique pour les vétérinaires de parcs animaliers.

L'ensemble de ces réflexions sur la gestion du parasitisme chez les herbivores de parcs animaliers ne s'appuie malheureusement que sur un faible nombre d'études (Bandin, 2004; Boyce *et al.*, 1991; Garapin, 2014; Goossens *et al.*, 2006; Isaza *et al.*, 1990) et des travaux ultérieurs devraient être menés afin de développer des plans de prophylaxie et de suivi parasitaire propres aux parcs zoologiques, comme il en existe déjà pour les animaux domestiques.

De tels projets de recherches sont d'autant plus importants dans un contexte où le rôle et le bien-fondé des zoos ont depuis toujours été remis en cause vis-à-vis de la conservation des espèces et du bien-être des animaux sauvages maintenus en captivité (Pouillard, 2008).

Les recherches menées au cours de cette étude nous ont par ailleurs amenés à considérer la question de l'origine du parasitisme rencontré dans les parcs animaliers en France. En effet, concernant les animaux directement importés depuis leur habitat naturel dans le cadre des EEP ou provenant d'autres parcs zoologiques, il est possible que de nouvelles espèces parasites soient présentes de façon endémique au sein de nos parcs animaliers. Plusieurs cas d'importations de parasites ont ainsi été recensés dans des zoos européens (Geraghty *et al.*, 1982; Samuel *et al.*, 2001). Afin de valider ou d'infirmer cette hypothèse, des méthodes d'analyses basées sur la biologie moléculaire seraient nécessaires et pourraient donner lieu à de nouvelles recherches.

CONCLUSION

Au sein de cette étude, nous avons conjugué une synthèse bibliographique des parasites digestifs et respiratoires des herbivores sauvages, présentant les cycles évolutifs et les généralités des différentes familles ou super familles rencontrées, avec la réalisation d'un atlas coproscopique des herbivores de parcs animaliers. Cet atlas est le résultat d'une collaboration entre le Service de Parasitologie de VetAgro Sup et seize zoos répartis sur la France métropolitaine. Il permet le diagnostic de la plupart des parasitoses des herbivores sauvages observables en coproscopie et constitue donc un outil pratique pour la gestion du parasitisme en parc animalier. Or, la gestion du parasitisme au sein des parcs zoologiques présente de nombreuses contraintes et constitue l'un des enjeux majeurs en termes de santé, étant l'une des principales causes de morbidité et de mortalité. Il apparaît primordial d'associer une prophylaxie sanitaire et une prophylaxie médicale afin de maîtriser au mieux l'impact du parasitisme sur la santé des espèces menacées abritées dans les zoos.

En ce sens, le recours à la coproscopie présente de multiples avantages, que ce soit lors de transferts d'animaux d'un parc à un autre, ou lors de protocoles internes de gestion du parasitisme. La mise en œuvre d'examen coproscopiques réguliers permet de déterminer la nature et l'intensité du parasitisme en présence et en assure une meilleure maîtrise, en ciblant les individus à risque et en limitant l'apparition de résistances aux antiparasitaires.

Ce travail a notamment permis de mettre en relief certaines tendances selon les différentes familles d'herbivores, avec des espèces ne nécessitant que peu de traitements, pour lesquelles des contrôles coproscopiques et une surveillance clinique semblent suffire. Toutefois, d'autres familles requièrent la mise en place de suivis parasitaires plus importants, combinant des analyses coproscopiques régulières, des mesures sanitaires et des traitements adaptés. Pour ces espèces, il serait nécessaire par la suite d'initier de nouvelles études, afin de préciser la nature et l'origine des parasites en présence, afin d'adapter la posologie des traitements mis en œuvre.

BIBLIOGRAPHIE

- ❖ AJIBADE, W.A., ADEYEMO, O., AGBEDE, A. (2010)
Coprolological survey and inventory of animals at Obafemi Awolowo University and University of Ibadan Zoological Gardens.
World Journal of Zoology 5, (4), 266-271
- ❖ ALVES, M., XIAO, L., SULAIMAN, I., LAL, A.A., MATOS, O., ANTUNES, F. (2003) *Subgenotype Analysis of Cryptosporidium Isolates from Humans, Cattle, and Zoo Ruminants in Portugal.*
J. Clin. Microbiol. 41, 2744–2747.
<https://doi.org/10.1128/JCM.41.6.2744-2747.2003>
- ❖ ANDERSON, R.C. (2000)
Nematode parasites of vertebrates: their development and transmission, 2nd Edition.
CABI Publishing, Oxon, 650 p.
- ❖ ANDERSON, R.C. (1963)
The Incidence, Development, and Experimental Transmission of Pneumostrongylus Tenius Dougherty (Metastrongyloidea: Protostrongylidae) of the Meninges of the White-Tailed Deer (odocoileus Virginianus Borealis) in Ontario.
Can. J. Zool. 41, 775–792.
<https://doi.org/10.1139/z63-049>
- ❖ ANSES (Agence de sécurité sanitaire de l'alimentation, de l'environnement et du travail) (Page consultée le 11 octobre 2018)
Site de l'Index des Médicaments vétérinaires autorisés en France.
<http://www.ircp.anmv.anses.fr/>
- ❖ APPELBEE, A.J., THOMPSON, R.C.A., OLSON, M.E. (2005)
Giardia and Cryptosporidium in mammalian wildlife – current status and future needs.
Trends in Parasitology 21, 370–376.
<https://doi.org/10.1016/j.pt.2005.06.004>
- ❖ ARUNDEL, J.H., BEVERIDGE, I., PRESIDENTE, P.J. (1979)
Parasites and Pathological Findings in Enclosed and Free-Ranging Populations of Macropus Rufus (Demarest) (Marsupialia) at Menindee, New South Wales.
Wildl. Res. 6, 361–379.
<https://doi.org/10.1071/wr9790361>
- ❖ ARUNDEL, J.H., DEMPSTER, K.J., HARRIGAN, K.E., BLACK, R. (1990)
Epidemiological observations on the helminth parasites of Macropus giganteus Shaw in Victoria.
Wildl. Res. 17, 39–51.
- ❖ ATANASKOVA, E., KOICHEVSKI, Z., STEFANOVSKA, J., NIKOLOVSKI, G. (2011)
Endoparasites in wild animals at the zoological garden in Skopje, Macedonia.
Journal of Threatened Taxa 3, 1955–1958.
<https://doi.org/10.11609/JoTT.o2440.1955-8>
- ❖ AUSSAVY, M., BERNARDIN, E., CORRIGAN, A., HUFSCHEMID, J., BEVERIDGE, I. (2011) *Helminth parasite communities in four species of sympatric macropodids in western Victoria.*
Australian Mammalogy 33, 13.
<https://doi.org/10.1071/AM10020>

- ❖ AVIRUPPOLA, A.J.M., RAJAPAKSE, R.P.V., RAJAKARUNA, R. (2016)
Coprological survey of gastrointestinal parasites of mammals in Dehiwala National Zoological Gardens, Sri Lanka.
Ceylon Journal of Science 45(1), 83–96.
<https://doi.org/10.4038/cjs.v45i1.7367>
- ❖ BAER, J.G. (1950)
Critical study of helminth parasites of the okapi.
Acta Tropica 7, 164–186.
- ❖ BAINES, L., MORGAN, E.R., OFTHILE, M., EVANS, K. (2015)
*Occurrence and seasonality of internal parasite infection in elephants, *Loxodonta africana*, in the Okavango Delta, Botswana.*
International Journal for Parasitology: Parasites and Wildlife 4, 43–48.
<https://doi.org/10.1016/j.ijppaw.2015.01.004>
- ❖ BALLWEBER, L.R. (2009)
Ecto- and Endoparasites of New World Camelids.
Veterinary Clinics of North America: Food Animal Practice, Alpaca and Llama Health Management 25, 295–310.
<https://doi.org/10.1016/j.cvfa.2009.02.003>
- ❖ BANDIN, A. (2004)
Etude comparative de l'infestation parasitaire de cinq espèces mammifères en parc animalier.
Thèse de doctorat vétérinaire, Université Claude Bernard, Lyon, 144 p.
- ❖ BARKER, I.K., HARRIGAN, K.E., DEMPSTER, J.K. (1972)
Coccidiosis in wild grey kangaroos.
International Journal for Parasitology 2, 187–190.
[https://doi.org/10.1016/0020-7519\(72\)90005-7](https://doi.org/10.1016/0020-7519(72)90005-7)
- ❖ BARKER, I.K., O'CALLAGHAN, M.G., BEVERIDGE, I. (1988)
Eimeria spp. (Apicomplexa: Eimeriidae) parasitic in wallabies and kangaroos of the genera Setonix, Thylogale, Wallabia, Lagorchestes and Dendrolagus (Marsupialia: Macropodidae).
International Journal for Parasitology 18, 955–962.
[https://doi.org/10.1016/0020-7519\(88\)90178-6](https://doi.org/10.1016/0020-7519(88)90178-6)
- ❖ BARKER, I.K., O'CALLAGHAN, M.G., BEVERIDGE, I. (1989)
Host-parasite associations of Eimeria spp. (Apicomplexa: Eimeriidae) in kangaroos and wallabies of the genus Macropus (Marsupialia: Macropodidae).
International Journal for Parasitology 19, 241–263.
- ❖ BARONGI, R.A. (1993)
*Husbandry and conservation of tapirs *Tapirus* spp.*
International Zoo Yearbook 32, 7–15.
<https://doi.org/10.1111/j.1748-1090.1993.tb03508.x>
- ❖ BARROWS *et al.* (2017)
Retrospective analysis of elective health examinations as preventative medicine interventions at a zoological collection.
Journal of Zoo and Aquarium Research, 5, (1), 25–32.
- ❖ BARTOSIK, J., GÓRSKI, P. (2010)
The intestinal parasites of the selected mammal species, living in zoological gardens and wild animal parks.
Roczniki Naukowe Polskiego Towarzystwa Zootechnicznego 6, 143–150.
- ❖ BASIR, M.A. (1950)
*The Morphology and Development of the Sheep Nematode, *Strongyloides Papillosus* (Wedl, 1856).*
Can. J. Res. 28d, 173–196.
<https://doi.org/10.1139/cjr50d-013>

- ❖ BASSON, P.A., MCCULLY, R.M., DE VOS, V., YOUNG, E., KRUGER, S.P. (1971)
Some parasitic and other natural diseases of the African elephant in the Kruger National Park.
Onderstepoort J. vel. Res. 38 (4), 239-254
- ❖ BECK, R., SPRONG, H., BATA, I., LUCINGER, S., POZIO, E., CACCIÒ, S.M. (2011)
Prevalence and molecular typing of Giardia spp. in captive mammals at the zoo of Zagreb, Croatia.
Veterinary Parasitology 175, 40–46.
<https://doi.org/10.1016/j.vetpar.2010.09.026>
- ❖ BECKLUND, W.W., WALKER, M.L. (1967)
Redescriptions of the Nematodes Ostertagia bisonis Chapin, 1925, of Cattle and Wild Ruminants, and Ostertagia mossi Dikmans, 1931, of Deer.
J. Parasitol. 53, 1273–1280.
<https://doi.org/10.2307/3276692>
- ❖ BEIER III, E., LEHENBAUER, T.W., SANGIAH, S. (2000a)
Clinical efficacy of fenbendazole against gastrointestinal parasites in llamas.
Small Ruminant Research 36, 17–23.
- ❖ BEIER III, E., LEHENBAUER, T.W., SANGIAH, S. (2000b)
Oral pharmacokinetics of fenbendazole in llamas, South American camelids.
Small Ruminant Research 37, 209–214.
- ❖ BELDOMENICO, P.M., UHART, M., BONO, M.F., MARULL, C., BALDI, R., PERALTA, J.L. (2003)
Internal parasites of free-ranging guanacos from Patagonia.
Veterinary Parasitology 118, 71–77.
<https://doi.org/10.1016/j.vetpar.2003.09.008>
- ❖ BERTELSEN, M.F., ØSTERGAARD, K., MONRAD, J., BRØNDUM, E.T., BAANDRUP, U. (2009)
Monodontella giraffae Infection in Wild-caught Southern Giraffes (Giraffa camelopardalis giraffa).
Journal of Wildlife Diseases 45, 1227–1230.
<https://doi.org/10.7589/0090-3558-45.4.1227>
- ❖ BEUGNET, F., POLACK, B., DANG, H. (2004)
Atlas de coproscopie
Editions Kalianxis. 277 p.
- ❖ BEVERIDGE, I. (1976)
A taxonomic revision of the Anoplocephalidae, (Cestoda: Cyclopylidae) of Australian marsupials.
Aust. J. Zoo. Supps. 24, 1–110.
<https://doi.org/10.1071/ajzs044>
- ❖ BEVERIDGE, I. (1979a)
A Review of the Globocephaloidinae Inglis (Nematoda: Amidostomatidae) From Macropodid Marsupials.
Aust. J. Zool. 27, 151–175.
<https://doi.org/10.1071/zo9790151>
- ❖ BEVERIDGE, I. (1979b)
Species of Cloacina Linstow, 1898 (Nematoda: Strongyloidea) from the Black-tailed Wallaby, Wallabia bicolor (Desmarest, 1804) from eastern Australia.
J. Helminthol. 53, 363–378.
<https://doi.org/10.1017/S0022149X00006209>
- ❖ BEVERIDGE, I. (1981)
Thylonema gen. n. (Nematoda: Strongyloidea) from the Pademelon Thylogale stigmatica (Marsupialia) in Australia, with Three New Species.
J. Parasitol. 67, 101–107.
<https://doi.org/10.2307/3280786>

- ❖ BEVERIDGE, I. (1983)
Taxonomic revision of the Zoniolaiminea (Popova) (Nematoda: Strongyloidea) from macropodid marsupials.
Aust. J. Zool. Suppl. 31, 1–88.
<https://doi.org/10.1071/ajzs091>
- ❖ BEVERIDGE, I. (1986)
Alocostoma propinqua sp. n. (Nematoda: Strongyloidea) from Macropus spp. (Marsupialia) from Queensland, Australia, with a redescription of A. clelandi (Johnston & Mawson, 1939).
Bull. Mus. natn. Hist. nat., Paris. 4^{ème} sér., 8, section A, n° 3 : 505-512.
- ❖ BEVERIDGE, I. (2002)
Revision of Coronostongylus (Nematoda: Strongyloidea) parasitic in the stomachs of macropodid marsupials.
Invert. Systematics 16, 893–917.
<https://doi.org/10.1071/is02007>
- ❖ BEVERIDGE, I. (2007)
Revision of the Progamotaenia zschokkei (Janicki, 1905) complex (Cestoda: Anoplocephalidae), with the description of six new species.
Syst Parasitol 66, 159.
<https://doi.org/10.1007/s11230-006-9061-7>
- ❖ BEVERIDGE, I. (2009)
A Re-Description of Progamotaenia Ewersi (Schmidt, 1975) (Cestoda: Anoplocephalidae) from Wallabies and Kangaroos (Macropodidae) with the Description of a New Species, Progamotaenia Ualabati N. SP.
Transactions of the Royal Society of South Australia 133, 1–17.
<https://doi.org/10.1080/03721426.2009.10887106>
- ❖ BEVERIDGE, I. (2014)
New Species of Parasitic Nematodes of the Genus Cloacina (Nematoda: Strongyloidea) from the Banded Hare Wallaby, Lagostrophus Fasciatus (Marsupialia: Macropodidae).
Transactions of the Royal Society of South Australia 138, 249–256.
<https://doi.org/10.1080/03721426.2014.11649012>
- ❖ BEVERIDGE, I., MAWSON, P.M. (1978)
A Taxonomic Revision of the Genera Macropostrongyloides Yamaguti and Paramacrostrongylus Johnston & Mawson (Nematoda: Trichonematidae) From Australian Marsupials.
Aust. J. Zool. 26, 763–787.
<https://doi.org/10.1071/zo9780763>
- ❖ BEVERIDGE, I., THOMPSON, R.C. (1979)
The anoplocephalid cestode parasites of the spectacled hare-wallaby Lagorchestes conspicillatus Gould, 1842 (Marsupialia: Macropodidae).
J. Helminthol. 53, 153–160.
- ❖ BEVERIDGE, I., CHILTON, N.B. (2001)
Co-evolutionary relationships between the nematode subfamily Cloacininae and its macropodid marsupial hosts.
International Journal for Parasitology, Joint Meeting of the New Zealand Society for Parasitology and the Australian Society for Parasitology 31, 976–996.
[https://doi.org/10.1016/S0020-7519\(01\)00200-4](https://doi.org/10.1016/S0020-7519(01)00200-4)
- ❖ BEVERIDGE, I., JABBAR, A. (2013)
New species of Kiluluma Skrjabin, 1916 (Nematoda: Strongylida) from the white rhinoceros Ceratotherium simium (Burchell), with a redescription of K. solitaria Thapar, 1924.
Systematic Parasitology 85, 131–145.
<https://doi.org/10.1007/s11230-013-9417-8>

- ❖ BEVERIDGE, I., GASSER, R.B. (2014)
Diversity in parasitic helminths of Australasian marsupials and monotremes: a molecular perspective.
International Journal for Parasitology, The Australian Society for Parasitology 50th Anniversary Special Issue
44, 859–864.
<https://doi.org/10.1016/j.ijpara.2014.06.001>
- ❖ BEVERIDGE, I., PRESIDENTE, P.J.A., SPEARE, R. (1985)
Parasites and associated pathology of the swamp wallaby, Wallabia bicolor (marsupialia).
Journal of Wildlife Diseases 21, 377–385.
<https://doi.org/10.7589/0090-3558-21.4.377>
- ❖ BEVERIDGE, I., SPRATT, D.M., CLOSE, R.L., BARKER, S.C., SHARMAN, G.B. (1989)
Helminth-Parasites of Rock-Wallabies, Petrogale spp. (Marsupialia), From Queensland.
Wildl. Res. 16, 273–287.
<https://doi.org/10.1071/wr9890273>
- ❖ BEVERIDGE, I., CHILTON, N.B., ANDREWS, R.H. (1993)
Sibling species within Macropostrongyloides baylisi (Nematoda: Strongyloidea) from macropodid marsupials.
International Journal for Parasitology 23, 21–33.
[https://doi.org/10.1016/0020-7519\(93\)90094-F](https://doi.org/10.1016/0020-7519(93)90094-F)
- ❖ BEVERIDGE, I., CHILTON, N.B., ANDREWS, R.H. (1994)
A morphological and electrophoretic study of Rugopharynx zeta (Johnston & Mawson, 1939) (Nematoda: Strongyloidea), with the description of a new species, R. mawsonae, from the black-striped wallaby Macropus dorsalis (Marsupialia: Macropodidae).
Syst Parasitol 27, 159–171.
<https://doi.org/10.1007/BF00008478>
- ❖ BEVERIDGE, I., CHILTON, N.B., JOHNSON, P.M., SMALES, L.R., SPEARE, R., SPRATT, D.M. (1998)
Helminth parasite communities of kangaroos and wallabies (Macropus spp. and Wallabia bicolor) from north and central Queensland.
Aust. J. Zool. 46, 473.
<https://doi.org/10.1071/ZO98052>
- ❖ BEVERIDGE *et al.* (2014)
Description of Cloacina atthis sp. nov. from the stomach of the euro (Macropus robustus) (Marsupialia: Macropodidae) from Western Australia based on morphological and molecular criteria.
Parasitol Res 113, 3485–3493.
<https://doi.org/10.1007/s00436-014-4019-1>
- ❖ BHALERAO, G.D. (1933)
The trematode parasites of the Indian Elephant, Elephas indicia.
Indian Journal of Veterinary Science and Animal Husbandry 3, 103–115.
- ❖ British and Irish Association of Zoos and Aquariums (BIAZA) (2014)
Veterinary Guidance: Transfer of Animals.
- ❖ BOGALE, B., MELAKU, A., CHANIE, M., FENTAHUN, T., BERHANU, A. (2014)
First Report of Helminth Parasites of Walia Ibex (Capra waliae) at Simen Mountains National Park, Natural World Heritage Site, Northern Ethiopia.
International Journal of Animal and Veterinary Advance 6, 1–4.
- ❖ BONNEY, S., CROTTY, M.J., 1979.
Breeding the Mountain tapir at the Los Angeles Zoo.
International Zoo Yearbook 19, 198–200.
<https://doi.org/10.1111/j.1748-1090.1979.tb00563.x>

- ❖ BOOMKER, J., HORAK, I.G., DE VOS, V. (1989a)
Parasites of South African wildlife. IV. Helminths of kudu, Tragelaphus strepsiceros, in the Kruger National Park.
Onderstepoort J Vet Res 56, 111–121.
- ❖ BOOMKER, J., HORAK, I.G., MACIVOR, K.M. (1989b)
Helminth parasites of grysbok, common duikers and Angora and Boer goats in the Valley Bushveld in the eastern Cape Province.
Onderstepoort J Vet Res 56, 165–172.
- ❖ BOULENGER, C.L. (1920)
On some Nematode Parasites of the Zebra.
Parasitology 12, 98–107.
<https://doi.org/10.1017/S0031182000014062>
- ❖ BOWMAN, D.D. (2009)
Georgis' Parasitology for Veterinarians, Ninth Edition.
Library of Congress, 451 p.
- ❖ BOYCE *et al.* (1991)
Implementation and evaluation of a strategic parasite control program for captive exotic ungulates.
J Am Vet Med Assoc 198, 1972–1976.
- ❖ BOYCE, W., KOLLIAS, G., COURTNEY, C.H., ALLEN, J., CHALMERS, E. (1984)
Efficacy of ivermectin against gastrointestinal nematodes in dromedary camels.
J Am Vet Med Assoc 185, 1307–1308.
- ❖ BROWN, T.T., JORDAN, H.E., DEMOREST, C.N. (1978)
Cerebrospinal parelaphostrongylosis in llamas.
Journal of Wildlife Diseases 14, 441–444.
<https://doi.org/10.7589/0090-3558-14.4.441>
- ❖ BUISSON, J. (1923)
Sur quelques infusoires nouveaux ou peu connus parasites des mammifères.
Annales de Parasitologie Humaine et Comparée 1, 209–246.
<https://doi.org/10.1051/parasite/1923013209>
- ❖ CAFRONE, M.M., AGUIRRE, D.H., RICKARD, L.G. (1999)
Recovery of Trichuris tenuis Chandler, 1930, from camelids (Lama glama and Vicugna vicugna) in Argentina.
J Parasitol 85, 961–962.
- ❖ CAFRONE, M.M., MARÍN, R.E., RIGALT, F.A., ROMERO, S.R., AGUIRRE, D.H. (2009)
Lamanema chavezii (Nematoda: Molineidae): Epidemiological data of the infection in South American camelids of Northwest Argentina.
Veterinary Parasitology 166, 321–325.
<https://doi.org/10.1016/j.vetpar.2009.09.008>
- ❖ CALMEJANE, A. (2003)
Intérêt du pâturage mixte entre ovins et bovins dans la gestion du parasitisme digestif en agriculture biologique.
Thèse de doctorat vétérinaire, Université Paul-Sabatier, Toulouse, 106 p.
- ❖ CANAVAN, W.P.N. (1929)
Nematode Parasites of Vertebrates in the Philadelphia Zoological Garden and Vicinity.
Parasitology 21, 63–102.
<https://doi.org/10.1017/S0031182000022794>

- ❖ CAPLE, I.W., JAINUDEEN, M.R., BUICK, T.D., SONG, C.Y. (1978)
Some clinico-pathologic findings in elephant (Elephas maximus) infected with Fasciola jacksoni.
Journal of Wildlife Diseases 14, 110–115.
<https://doi.org/10.7589/0090-3558-14.1.110>
- ❖ CARRENO, R.A., KINSELLA, J.M. (2008)
Equinurblia blakei n. sp. (Nematoda: Strongyloidea: Strongylidae) from the African Forest Elephant, Loxodonta cyclotis.
Comparative Parasitology 75, 196–199.
<https://doi.org/10.1654/4344.1>
- ❖ CEBRA *et al.* (2007)
Eimeria macusaniensis infection in 15 llamas and 34 alpacas.
J. Am. Vet. Med. Ass. 230, 94–100.
- ❖ ČERVENÁ *et al.* (2017)
Host specificity and basic ecology of Mammomonogamus (Nematoda, Syngamidae) from lowland gorillas and forest elephants in Central African Republic.
Parasitology 144, 1016–1025.
<https://doi.org/10.1017/S0031182017000221>
- ❖ CHABAUD, A.G., MOUCHET, J. (1956)
A propos d'un spiruride Parabronema africanum Baylis, 1921, présent dans le cœur et le foie d'un éléphant : remarques sur la filiation des cycles évolutifs entre spirurides et filaires.
Bulletin de la Société de Pathologie Exotique 388–397.
- ❖ CHABAUD, A.G., ROUSSELOT, R. (1956)
Nematode parasites of the elephant from the Middle Congo.
Annales de Parasitologie Humaine et Comparée 31, 578–597.
- ❖ CHABAUD, A.G., CUISANCE, D., COLAS, F. (1989)
Leiperenia moreli n. sp. (Nematoda : Atractidae), parasite de l'éléphant d'Afrique.
Syst. Parasitol. 14, 135–140.
- ❖ CHAKRABORTY, A., ISLAM, S. (1993)
A survey of gastrointestinal parasitic infection in free-living rhinoceros of the Kaziranga National Park.
Indian J. Anim. Sci. 155–156.
- ❖ CHAKRABORTY, A., GOGOI, A.R. (1995)
Parasites of rhinoceros (Rhinoceros unicornis).
Indian J. of Anim. Sci. 65(4), 421–422.
- ❖ CHANDLER, A.C. (1930)
Specific Characters in the Genus Trichuris, with a Description of a New Species, Trichuris tenuis, from a Camel.
J. Parasitol. 16, 198–206.
<https://doi.org/10.2307/3271514>
- ❖ CHAUHAN, P.P.S., BHATIA, B.B., ARORA, G.S., AGRAWAL, R.D., AHLUWALIA, S.S. (1973)
A preliminary survey of parasitic infections among mammals and birds at Lucknow and Delhi zoos.
Indian J. Anim. Sci. 163–68.
- ❖ CHEN, S.H., AI, I., CAI, Y.C., ZHANG, Y.N., HE, G.S., CHEN, J.X. (2012)
A Diagnosis of Cryptosporidium suis Infection of Baird's Tapir.
Journal of Animal and Veterinary Advances 11, 627–630.
<https://doi.org/10.3923/javaa.2012.627.630>

- ❖ CHILTON, N.B., BEVERIDGE, I., ANDREWS, R.H. (1993)
Electrophoretic comparison of Rugopharynx longibursaris and R. omega Beveridge (Nematoda: Strongyloidea), with the description of R. sigma n. sp. from pademelons, Thylogale spp. (Marsupialia: Macropodidae).
Syst Parasitol 26, 159–169.
<https://doi.org/10.1007/BF00009723>
- ❖ CHILTON, N.B., HUBY-CHILTON, F., KOEHLER, A.V., GASSER, R.B., BEVERIDGE, I. (2016)
Detection of cryptic species of Rugopharynx (Nematoda: Strongylida) from the stomachs of Australian macropodid marsupials.
International Journal for Parasitology: Parasites and Wildlife 5, 124–133.
<https://doi.org/10.1016/j.ijppaw.2016.04.003>
- ❖ CHIN, T.G. (1938)
A new species of cestode of the family Anoplocephalidae (Cestoda) from Tapira.
Lingnan Science Journal 17, 605–607.
- ❖ CHOWDHURY, N., AGUIRRE, A.A. (2001)
Helminths of wildlife.
CABI, 672 p.
- ❖ COLLET, A. (2015)
Enquête coproscopique sur les oiseaux de neuf parcs zoologiques français.
Thèse de doctorat vétérinaire, Université Paul-Sabatier, Toulouse, 84 p.
- ❖ CONBOY, G.A., O'BRIEN, T.D., STEVENS, D.L. (1988)
A natural infection of Fascioloides magna in a llama (Lama glama).
J. Parasitol. 74, 345–346.
- ❖ COZZUOL *et al.* (2013)
A new species of tapir from the Amazon.
Journal of Mammalogy 94, 1331–1345.
<https://doi.org/10.1644/12-MAMM-A-169.1>
- ❖ CRAWSHAW, G.J., MEHREN, K.G. (1987)
Cryptosporidiosis in zoo and wild animals.
Erkrankungen der Zootiere. Verhandlungsbericht des 29.
Internationalen Symposiums über die Erkrankungen der Zootiere von 20. Mai bis 24 in Cardiff. 353–362.
- ❖ CRUZ ALDAN, E., LIRA TORRES, I., ANDRADE, G., MARCELINO, D., OSORIO SARABIA, D., M, Q., TERESA, M. (2006)
Parásitos del tapir centroamericano Tapirus bairdii (Perissodactyla: Tapiridae) en Chiapas, México.
Revista de Biología Tropical 54, 445–450.
- ❖ CUNNINGHAM, A.A. (1996)
Disease Risks of Wildlife Translocations.
Conservation Biology 10, 349–353.
<https://doi.org/10.1046/j.1523-1739.1996.10020349.x>
- ❖ DĂRĂBUȘ, G., AFRENIE, M., ILIE, M.S., INDRE, D. (2009)
The researches regarding digestive parasitism in herbivorous from Zoological garden Timisoara.
Lucrări științifice medicină veterinară, Vol. XLII, Timisoara
- ❖ DĂRĂBUȘ, G., AFRENIE, M., HOTEA, I., IMRE, M., MORARIU, S. (2014)
Endoparasites in mammals from seven zoological gardens in Romania.
Journal of Zoo and Wildlife Medicine 45, 239–246.
<https://doi.org/10.1638/2012-0170.1>

- ❖ DATTA, B., CHAKRAVARTY, A.K., RAQUIB, A. (1972)
Successful treatment of Chongianguium epistomum and Cobboldia elephantis larva infection in elephants with tetramisole (Nilverm-I.C.I.).
Indian Vet. J. 49 :1158–1159
- ❖ DEEM, S.L., KARESH, W.B., WEISMAN, W. (2001)
Putting Theory into Practice: Wildlife Health in Conservation.
Conservation Biology 15, 1224–1233.
<https://doi.org/10.1111/j.1523-1739.2001.00336.x>
- ❖ DEEM, S.L. (2007)
Role of the zoo veterinarian in the conservation of captive and free-ranging wildlife.
International Zoo Yearbook 41, 3–11.
<https://doi.org/10.1111/j.1748-1090.2007.00020.x>
- ❖ DELGADO, E., FONSECA, I.P., FAZENDEIRO, I., MATOS, O., ANTUNES, F., CUNHA, M.B. (2003)
Cryptosporidium spp. in ruminants at the lisbon zoo.
Journal of Zoo and Wildlife Medicine 34, 352–356.
<https://doi.org/10.1638/02-049>
- ❖ DEPLAZES, P., ECKERT, J., MATHIS, A., VON SAMSON-HIMMELSTJERNA, G., ZAHNER, H. (2016)
Parasitology in Veterinary Medicine.
Wageningen Academic Publishers, Wageningen, 653 p.
- ❖ DEVKOTA, R., BRANT, S.V., THAPA, A., LOKER, E.S. (2014)
Sharing schistosomes: the elephant schistosome Bivitellobilharzia nairi also infects the greater one-horned rhinoceros (Rhinoceros unicornis) in Chitwan National Park, Nepal.
J. Helminthol. 88, 32–40.
<https://doi.org/10.1017/S0022149X12000697>
- ❖ DHARMARAJAN, G., RAMAN, M., JOHN, M.C. (2005)
Effect of season on helminth loads of wild herbivores and cattle in the Mudumalai wildlife Sanctuary, Southern India.
Zoos' Print Journal 20 (2): 1766-1769.
- ❖ DINNIK, J.A., WALKER, J.B., BARNETT, S.F., BROCKLESBY, D.W. (1963)
Some parasites obtained from game animals in western Uganda.
Bulletin of epizootic diseases of Africa 11, 37–44.
- ❖ DINNIK, J.A., SACHS, R. (1968)
A gigantic Protostrongylus, P. africanus sp.nov., and other lung nematodes of antelopes in the Serengeti, Tanzania.
Parasitology 58, 819–829.
<https://doi.org/10.1017/S0031182000069596>
- ❖ DORCHIES, P., DUNCAN, J., LOSSON, B., ALZIEU, J.-P. (2012)
VADE MECUM de Parasitologie clinique des bovins.
Edition Med'Com, Paris, 341 p.
- ❖ DRYDEN, M.W., PAYNE, P.A., RIDLEY, R., SMITH, V. (2005)
Comparison of common fecal flotation techniques for the recovery of parasite eggs and oocysts.
Vet Ther 6, 15–28.
- ❖ DURETTE-DESSET, M.C., CHABAUD, A.G., SUTTON, C.A. (1997)
Tapironema coronatum n. Gen., n. Sp. (Trichostrongyloidea - Cooperiidae - Obeliscoidinae), a parasite of Holochilus brasiliensis and Tapirus terrestris.
Parasite 4, 227–232.
<https://doi.org/10.1051/parasite/1997043227>

- ❖ DUTTA, G.C., BORDOLOI, G.C., PATHAK, M., CHOUDHURY, A. (1990)
Incidence of intestinal helminthic infection in Rhinoceros unicornis in captivity.
Zoos' Print Journal 5 (5): 4, table 1.
- ❖ EDUARDO, S.L. (1980)
A new genus, Leiperocotyle, for Cotylophoron okapi Leiper, 1935 and C. congolense Baer, 1936 and redescription of C. okapi.
Syst Parasitol 1, 255–263.
<https://doi.org/10.1007/BF00009851>
- ❖ EDUARDO, S.L. (1985a)
The taxonomy of the family Paramphistomidae Fiscoeder, 1901 with special reference to the morphology of species occurring in ruminants. V. Revision of the genus Cotylophoron Stiles & Goldberger, 1910.
Syst Parasitol 7, 3–26.
<https://doi.org/10.1007/BF00010157>
- ❖ EDUARDO, S.L. (1985b)
The taxonomy of the family Paramphistomidae Fiscoeder, 1901 with special reference to the morphology of species occurring in ruminants. VII. Redescription of Leiperocotyle congolense (Baer, 1936) Eduardo, 1980 and a new name, Leiperocotyle greillati for Ceylonocotyle scoliocehium var. benoiti Grétilat, 1966.
Syst Parasitol 7, 231–238.
<https://doi.org/10.1007/BF00011454>
- ❖ EL BIHARI, S. (1985)
5. Helminths of the camel: A review.
British Veterinary Journal 141, 315–326.
[https://doi.org/10.1016/0007-1935\(85\)90070-3](https://doi.org/10.1016/0007-1935(85)90070-3)
- ❖ ELOFF, A.K., VAN HOVEN, W. (1980)
Intestinal protozoa of the African elephant Loxodonta africana (Blumenbach).
African Zoology 15, 83–90.
- ❖ EPE, C., KINGS, M., STOYE, M., BÖER, M. (2001)
The prevalence and transmission to exotic equids (Equus quagga antiquorum, Equus przewalskii, Equus africanus) of intestinal nematodes in contaminated pasture in two wild animal parks.
Journal of Zoo and Wildlife Medicine 32, 209–216.
[https://doi.org/10.1638/1042-7260\(2001\)032\[0209:TPATTE\]2.0.CO;2](https://doi.org/10.1638/1042-7260(2001)032[0209:TPATTE]2.0.CO;2)
- ❖ EUZEBY, J. (1981)
Diagnostic expérimental des helminthoses animales. Travaux pratiques d'helminthologie vétérinaire. Tome I : généralités, diagnostic ante-mortem.
Informations Techniques des Services Vétérinaires, (ed.), Paris, 340 p.
- ❖ EZZAT, A.E. (1945)
Helminth parasites of some ungulates from the Giza Zoological Gardens, Egypt with an appendix on some nematodes from the African rhinoceros.
Technical and Scientific Service, Veterinary Section 241: 1–104.
- ❖ FAGIOLINI *et al.* (2010)
Gastrointestinal parasites in mammals of two Italian zoological gardens.
Journal of Zoo and Wildlife Medicine 41, 662–670.
- ❖ FAIN, A. (1948)
Vers nouveaux de l'Okapi.
Rev. Zool. Bot. Afr., XLI, 2-3.
- ❖ FAYER, R., UNGAR, B.L. (1986)
Cryptosporidium spp. and cryptosporidiosis.
Microbiol Rev 50, 458–483.

- ❖ FAYER, R., PHILLIPS, L., ANDERSON, B.C., BUSH, M. (1991)
Chronic cryptosporidiosis in a Bactrian camel (Camelus bactrianus).
Journal of Zoo and Wildlife Medicine 228–232.
- ❖ FAYER, R., ELLIS, W. (1993)
Paromomycin is effective as prophylaxis for cryptosporidiosis in dairy calves.
J Parasitol 79, 771–774.
- ❖ FERNANDO, A., FERNANDO, C.H. (1961)
Some helminths from elephants in Malaya.
Bulletin du Muséum national, Singapour, No. 30, 40–43.
- ❖ FERNANDO, S.T. (1965)
Morphology, Systematics, and Geographic Distribution of Mecistocirrus digitatus, a Trichostrongylid Parasite of Ruminants.
J. Parasitol. 51, 149–155.
<https://doi.org/10.2307/3276069>
- ❖ FITZSIMMONS, W.M. (1962)
Parabronema roundi n.sp. (Spiruridae: Nematoda) from Rhinoceros bicornis in Kenya.
J. Helminthol. 36, 39–44.
<https://doi.org/10.1017/S0022149X00022355>
- ❖ FLACH, E.J., SEWELL, M.M.H. (1987)
Gastrointestinal Nematodiasis in Blackbuck (Antilope cervicapra) at Edinburgh Zoo.
The Journal of Zoo Animal Medicine 18, 56–61.
<https://doi.org/10.2307/20460239>
- ❖ FLACH, E.J., BLEWETT, D.A., ANGUS, K.W. (1991)
Coccidial Infections of Captive Red Lechwe (Kobus leche leche) at Edinburgh Zoo, with a Note on Concurrent Trichuris sp. Infections.
Journal of Zoo and Wildlife Medicine 22, 446–452.
- ❖ FOREYT, W.J. (2001)
Veterinary Parasitology Reference Manual, Fifth Edition.
Blackwell Publishing, Iowa, 241 p.
- ❖ FORRESTER, D.J., TAYLOR, W.J., NAIR, K.P.C. (1974)
Strongyloidosis in captive white-tailed deer.
Journal of Wildlife Diseases 10, 11–17.
<https://doi.org/10.7589/0090-3558-10.1.11>
- ❖ FOURCADE, R. (2012)
Mise au point des techniques de dépistage des parasitoses chez les bovins (autopsies exclues).
Thèse de doctorat vétérinaire, Université Paul-Sabatier, Toulouse, 172 p.
- ❖ FOWLER, M.E. (1993)
Zoo & Wild Animal Medicine, Current Therapy, 3ème édition.
W.B. Saunders Company, Philadelphie, 617 p.
- ❖ FOWLER, M.E., CUBAS, Z.S. (Eds.) (2001)
Biology, medicine, and surgery of South American wild animals, 1st edition.
Edition Iowa State University Press, Ames, Iowa, 548 p.
- ❖ FOWLER, M.E., MIKOTA, S.K. (Eds.) (2006)
Biology, medicine, and surgery of elephants, 1st edition.
Editio. Blackwell Pub, Ames, Iowa, 596 p.

- ❖ FUKUMOTO, S., UCHIDA, T., OHBAYASHI, M., IKEBE, Y., SASANO, S. (1996)
A New Host Record of Camelostrongylus mentulatus (Nematoda; Trichostrongyloidea) from Abomasum of a Giraffe at a Zoo in Japan.
Journal of Veterinary Medical Science 58, 1223–1225.
https://doi.org/10.1292/jvms.58.12_1223
- ❖ GALE, N.B., SEDGWICK, C.J. (1968)
A note on the Woolly tapirs Tapirus pinchaque at Los Angeles Zoo.
International Zoo Yearbook 8, 211–212.
<https://doi.org/10.1111/j.1748-1090.1968.tb00487.x>
- ❖ GALLIVAN, G.J., BARKER, I.K., ALVES, R.M.R., CULVERWELL, J., GIRDWOOD, R. (1989)
Observations on the lungworm, Pneumostongylus calcaratus, in Impala (Aepyceros Melampus) from Swaziland.
Journal of Wildlife Diseases 25, 76–82.
<https://doi.org/10.7589/0090-3558-25.1.76>
- ❖ GANDOLF *et al.* (2009)
The pharmacokinetics of orally administered ivermectin in African elephants (Loxodonta africana): implications for parasite elimination.
Journal of Zoo and Wildlife Medicine 40, 107–112.
- ❖ GARAPIN, B. (2014)
Etude de parasitoses par coproscopie au Safari de Peaugres.
Thèse de doctorat vétérinaire, Université Claude Bernard, Lyon, 196 p.
- ❖ GARIJO, M.M., ORTIZ, J.M., DE IBAÑEZ, M.R.R. (2004)
Helminths in a giraffe (Giraffa camelopardalis giraffa) from a zoo in Spain: research communication.
Onderstepoort J. Vet. Res. 71, 153–156.
- ❖ GARRETSON, P.D., HAMMOND, E.E., CRAIG, T.M., HOLMAN, P.J. (2009)
Anthelmintic Resistant Haemonchus contortus in a Giraffe (Giraffa camelopardalis) in Florida.
Journal of Zoo and Wildlife Medicine 40, 131–139.
<https://doi.org/10.1638/2007-0094.1>
- ❖ GASSÓ *et al.* (2015)
Uses and limitations of faecal egg count for assessing worm burden in wild boars.
Vet. Parasitol. 209, 133–137.
<https://doi.org/10.1016/j.vetpar.2015.02.006>
- ❖ GAUR, S.N.S., SETHI, M.S., TEWARI, H.C., PRAKASH, O.M. (1979)
A note on the prevalence of helminth parasites in wild and zoo animals in Uttar Pradesh.
Indian J. Anim. Sci. 49 (2): 159-161.
- ❖ GERAGHTY, V., MOONEY, J., PIKE, K. (1982)
A study of parasitic infections in mammals and birds at the Dublin Zoological Gardens.
Veterinary research communications 5, 343–348.
- ❖ GEURDEN, T., VAN HEMELRIJK, K. (2005)
Ivermectin treatment against gastrointestinal nematodes in New World camelids in Belgium.
Small Ruminant Research 58, 71–73.
<https://doi.org/10.1016/j.smallrumres.2004.09.002>
- ❖ GIBBONS, L.M., KNAPP, S.E., KRECEK, R.C. (1996)
Diceronema versterae gen. n., sp. n. (Atractidae: Cosmocercoidea) from the Black Rhinoceros, Diceros bicornis bicornis, in South Africa.
J. Helminthol. Soc. Wash. 98–104.

- ❖ GIBBONS, L., JACOBS, D., FOX, M., HANSEN, J. (2010) (Page consultée le 15 septembre 2018)
Pig eggs : Physocephalus sexalatus.
Site de La Guía RVC/FAO para el Diagnóstico Parasitológico Veterinario.
URL : https://www.rvc.ac.uk/Review/Parasitology_Spanish/pigEggs/Physocephalus.htm
- ❖ GOMEZ, M.S., VILA, T., FELIU, C., MONTOLIU, I., GRACENEA, M., FERNANDEZ, J. (1996)
A survey for Cryptosporidium spp. in mammals at the Barcelona Zoo.
International Journal for Parasitology 26, 1331–1333.
[https://doi.org/10.1016/S0020-7519\(96\)00104-X](https://doi.org/10.1016/S0020-7519(96)00104-X)
- ❖ GOMEZ, M.S., TORRES, J., GRACENEA, M., FERNANDEZ-MORAN, J., GONZALEZ-MORENO, O. (2000)
Further report on Cryptosporidium in Barcelona zoo mammals.
Parasitol Res 86, 318–323.
<https://doi.org/10.1007/s004360050049>
- ❖ GOOSSENS, E., DORNY, P., BOOMKER, J., VERCAMMEN, F., VERCRUYSSSE, J. (2005a)
A 12-month survey of the gastro-intestinal helminths of antelopes, gazelles and giraffids kept at two zoos in Belgium.
Vet. Parasitol. 127, 303–312.
<https://doi.org/10.1016/j.vetpar.2004.10.013>
- ❖ GOOSSENS, E., DORNY, P., VERCAMMEN, F., VERCRUYSSSE, J. (2005b)
Field evaluation of the efficacy of Fenbendazole in captive wild ruminants.
Vet. Rec. 157, 582–586.
- ❖ GOOSSENS, E., VERCRUYSSSE, J., VERCAMMEN, F., DORNY, P. (2006)
Evaluation of three strategic parasite control programs in captive wild ruminants.
Journal of Zoo and Wildlife Medicine 37, 20–26.
<https://doi.org/10.1638/05-041.1>
- ❖ GOOSSENS, E., DORNY, P., VERVAECKE, H., RODEN, C., VERCAMMEN, F., VERCRUYSSSE, J. (2007)
Toxocara vitulorum in America bison (Bison bison) calves.
Vet. Rec. 160, 556–557.
- ❖ GORMAN, T.R., RIVEROS, V., ALCAÍNO, H.A., SALAS, D.R., THIERMANN, E.R. (1986)
Helminthiasis and toxoplasmosis among exotic mammals at the Santiago National Zoo.
J Am Vet Med Assoc 189, 1068–1070.
- ❖ GRABER, M., EUZÉBY, J., GEVREY, J., TRONCY, P.-M., THAL, J. (1971)
La Mammomonogamose des ruminants domestiques et sauvages.
Revue d'Élevage et de Médecine Vétérinaire des Pays tropicaux 24, 525–541.
- ❖ GRABER, M. (1975)
Parabronema longispiculatum n. sp., parasite stomacal de l'éléphant d'Afrique (Loxodonta africana Blumenbach, 1797).
Revue d'élevage et de médecine vétérinaire des pays tropicaux 28, 473–479.
<https://doi.org/10.19182/remvt.7983>
- ❖ GRACENEA, M., GOMEZ, M.S., TORRES, J., CARNE, E., FERNANDEZ-MORAN, J. (2002)
Transmission dynamics of Cryptosporidium in primates and herbivores at the Barcelona zoo: a long-term study.
Vet. Parasitol. 104, 19–26.
[https://doi.org/10.1016/S0304-4017\(01\)00611-2](https://doi.org/10.1016/S0304-4017(01)00611-2)
- ❖ GUERRERO, C.A., HERNANDEZ, J., BAZALAR, H., ALVA, J. (1971)
Eimeria macusaniensis n. sp. (Protozoa: Eimeriidae) of the Alpaca Lama pacos.
J. Protozool. 18, 162–163.
<https://doi.org/10.1111/j.1550-7408.1971.tb03299.x>

- ❖ GUERRERO, R., CASTELLANOS, A. (2016)
Primer reporte del género Flabelloskrjabinia (Cestoda: Anoplocephalidae) en Tapir de Montaña (Tapirus pinchaque) (Mammalia: Tapiridae) de Ecuador.
Vet. Rec. 160, 556–557.
- ❖ GÜIRIS-ANDRADE *et al.* (2009)
Primer registro de Probstmayria tapiri (Nematoda: Atractidae) en Tapyirus bairdii (Gill, 1865) de la Sierra Madre del estado de Chiapas, México.
Acta zoológica mexicana 25, 83–91.
- ❖ GÜIRIS-ANDRADE *et al.* (2017)
Tziminema unachi n. gen., n. sp. (Nematoda: Strongylidae: Strongylinae) parasite of Baird's tapir Tapirus bairdii from Mexico.
J. Helminthol. 1–8.
<https://doi.org/10.1017/S0022149X17001055>
- ❖ GURLER, A.T., BEYHAN, Y.E., ACICI, M., SONER BOLUKBAS, C., UMUR, S. (2010)
Helminths of Mammals and Birds at the Samsun Zoological Garden, Turkey.
Journal of Zoo and Wildlife Medicine 41, 218–223.
<https://doi.org/10.1638/2009-0070R1.1>
- ❖ HAUKISALMI, V. (2005)
Redescription of Anoplocephaloides indicata (Sawada et Papasarathorn, 1966) comb. nov. (Cestoda, Anoplocephalidae) from Tapirus indicus.
Acta Parasitologica 50.
- ❖ HEINICHEN, I.G (1974)
Preliminary note on the life cycle of the lungworm Pneumostrogylus calcaratus Mönnig 1932.
Journal of the South African Veterinary Association 44: 265-269.
- ❖ HEINICHEN-ANDERSON, I.G. (1982)
The life cycle of the lungworm, Pneumostrogylus calcaratus.
Journal of the South African Veterinary Association 45: 219-220., 6.
- ❖ HEINRICH, L., 2016.
Prevalence and molecular identification of helminths in wild and captive Sri Lankan Elephants, Elephas maximus maximus.
Bachelor of Veterinary Medicine-Research Project 2, University of London, 35 p.
- ❖ HENEBERG, P. (2013)
Phylogenetic data suggest the reclassification of Fasciola jacksoni (Digenea: Fasciolidae) as Fascioloides jacksoni comb. nov.
Parasitol Res 112, 1679–1689.
<https://doi.org/10.1007/s00436-013-3326-2>
- ❖ HERD, R.P., HULL, B.L. (1981)
Paramphistomum microbothrioides in American bison and domestic beef cattle.
J Am Vet Med Assoc 179, 1019–1020.
- ❖ HEUSCHELE *et al.* (1986)
Cryptosporidial infections in captive wild animals.
Journal of Wildlife Diseases 22, 493–496.
<https://doi.org/10.7589/0090-3558-22.4.493>
- ❖ HING, S., OTHMAN, N., NATHAN, S., FOX, M., FISHER, M., GOOSSENS, B. (2013)
First parasitological survey of Endangered Bornean elephants Elephas maximus borneensis.
Endangered Species Research 21, 223–230.
<https://doi.org/10.3354/esr00527>

- ❖ HUBY-CHILTON, F., BEVERIDGE, I., GASSER, R.B., CHILTON, N.B. (2002)
Redescription of Zoniolaimus mawsonae Beveridge, 1983 (Nematoda: Strongyloidea) and the description of Z. latebrosus n. sp. from the red kangaroo Macropus rufus (Marsupialia: Macropodidae) based on morphological and molecular data.
Syst Parasitol 51, 135–147.
<https://doi.org/10.1023/A:1014002917647>
- ❖ HUSSEIN, H.S., MOHAMMED, O.B. (1992)
Eimeria rheemi sp. n. (Apicomplexa: Eimeriidae) from the Arabian Sand Gazelle, Gazella subgutturosa marica (Artiodactyla: Bovidae) in Saudi Arabia.
J. Helminthol. Soc. Wash. 59 (2), 1992, 190–194.
- ❖ IRVINE, R.J. (2006)
Parasites and the dynamics of wild mammal populations.
Animal Science 82, 775.
<https://doi.org/10.1017/ASC2006106>
- ❖ ISAZA, R., COURTNEY, C.H., KOLLIAS, G.V. (1990)
Survey of parasite control programs used in captive wild ruminants.
Zoo Biol. 9, 385–392.
<https://doi.org/10.1002/zoo.1430090506>
- ❖ ISAZA, R., COURTNEY, C.H., KOLLIAS, G.V. (1995)
The Prevalence of Benzimidazole-Resistant Trichostrongyloid Nematodes in Antelope Collections in Florida.
Journal of Zoo and Wildlife Medicine 26, 260–264.
- ❖ ITO, A., VAN HOVEN, W., MIYAZAKI, Y., IMAI, S. (2008)
Two new entodiniomorphid Triplumaria ciliates from the intestine of the wild African white rhinoceros.
European Journal of Protistology 44, 149–158.
<https://doi.org/10.1016/j.ejop.2007.11.003>
- ❖ IUCN : CHOUDHURY *et al.* (IUCN SSC Asian Elephant Specialist Group) (2008a) (Page consultée le 28 septembre 2017)
Elephas maximus.
The IUCN Red List of Threatened Species 2008: e. T7140A12828813.
<https://doi.org/10.2305/IUCN.UK.2008.RLTS.T7140A12828813.en>
- ❖ IUCN : BLANC, J. (2008b) (Page consultée le 28 septembre 2017)
Loxodonta africana.
The IUCN Red List of Threatened Species 2008: e. T12392A3339343.
<https://doi.org/10.2305/IUCN.UK.2008.RLTS.T12392A3339343.en>
- ❖ IUCN : NOVELLIE, P. (2008c) (Page consultée le 28 septembre 2017)
Equus zebra.
The IUCN Red List of Threatened Species 2008: e. T7960A12876787.
<https://doi.org/10.2305/IUCN.UK.2008.RLTS.T7960A12876787.en>
- ❖ IUCN : LEWISON, R. & OLIVER, W. (IUCN SSC Hippo Specialist Subgroup) (2008d) (Page consultée le 28 septembre 2017)
Hippopotamus amphibious.
The IUCN Red List of Threatened Species 2008: e. T10103A3163790.
<https://doi.org/10.2305/IUCN.UK.2008.RLTS.T10103A3163790.en>
- ❖ IUCN : EMSLIE, R. (2011a) (Page consultée le 28 septembre 2017)
Ceratotherium simum.
The IUCN Red List of Threatened Species 2012: e. T4185A16980466.
<https://doi.org/10.2305/IUCN.UK.2012.RLTS.T4185A16980466.en>

- ❖ IUCN : EMSLIE, R. (2011b) (Page consultée le 28 septembre 2017)
Diceros bicornis.
The IUCN Red List of Threatened Species 2012: e. T6557A16980917.
<https://doi.org/10.2305/IUCN.UK.2012.RLTS.T6557A16980917.en>
- ❖ IUCN : MALLON *et al.* (2015a) (Page consultée le 28 septembre 2017)
Okapia johnstoni.
The IUCN Red List of Threatened Species 2015: e. T15188A51140517.
<https://doi.org/10.2305/IUCN.UK.2015-4.RLTS.T15188A51140517.en>
- ❖ IUCN : RANSOM, C, ROBINSON, P.T. & COLLEN, B. (2015b) (Page consultée le 28 septembre 2017)
Choeropsis liberiensis.
The IUCN Red List of Threatened Species 2015: e. T10032A18567171.
<https://doi.org/10.2305/IUCN.UK.2015-2.RLTS.T10032A18567171.en>
- ❖ IUCN : RUBENSTEIN, D., LOW MACKKEY, B., DAVIDSON, ZD, KEBEDE, F., KING, S.R.B. (2016a)
(Page consultée le 28 septembre 2017)
Equus grevyi.
The IUCN Red List of Threatened Species 2016: e. T7950A89624491.
<https://doi.org/10.2305/IUCN.UK.2016-3.RLTS.T7950A89624491.en>
- ❖ IUCN : MULLER *et al.* (2016b) (Page consultée le 28 septembre 2017)
Giraffa Camelopardalis.
The IUCN Red List of Threatened Species 2016: e. T9194A109326950.
<https://doi.org/10.2305/IUCN.UK.2016-3.RLTS.T9194A51140239.en>
- ❖ JACKSON, S. (2003)
Macropods
In: JACKSON, S. *Australian mammals: biology and captive management*.
CSIRO Pub, Collingwood, Vic. 245–296
- ❖ JARVINEN, J.A., MILLER, J.A., OEHLER, D.D. (2002)
Pharmacokinetics of ivermectin in llamas (Lama glama).
Vet Rec 150, 344–346.
<https://doi.org/10.1136/vr.150.11.344>
- ❖ JARVINEN, J.A.C., WHITLEY, E.M., KREUDER, A.J., SCHLEINING, J.A. (2014)
Identification of Lamanema chavezii Becklund 1963 infection in a llama (Lama glama) in the United States.
J Vet Diagn Invest 26, 178–183.
<https://doi.org/10.1177/1040638713516626>
- ❖ JIN-SHU, J., PEI-YUN, Y., FAN-YAO, K. (1986)
Rhinoceronema rhinocerotis gen. et sp. nov. from the Rhinoceros unicornis in Beijing Zoo (Nematoda, Strongylidae: Globocephalinae).
Acta Zootaxonomica Sinica 11 (4): 365-369, figs. 1-9.
- ❖ JONES, D.M. (1979)
The husbandry and veterinary care of captive rhinoceroses.
International Zoo Yearbook 19, 239–252.
<https://doi.org/10.1111/j.1748-1090.1979.tb00572.x>
- ❖ JUNQUERA, P. (2007) (Consulté le 12 septembre 2018)
Habronema spp, *Stomach Worms*.
In: *Parasitic roundworms of HORSES. Biology, prevention and control*.
Site de Parasitipedia.net: Parasites of Dogs, Cats, Horses & Livestock: Biology & Control.
URL : https://parasitipedia.net/index.php?option=com_content&view=article&id=3142&Itemid=3452

- ❖ KAFLE, P., LEJEUNE, M., VEROCAI, G.G., HOBERG, E.P., KUTZ, S.J. (2015)
Morphological and morphometric differentiation of dorsal-spined first stage larvae of lungworms (Nematoda: Protostrongylidae) infecting muskoxen (Ovibos moschatus) in the central Canadian Arctic.
International Journal for Parasitology: Parasites and Wildlife 4, 283–290.
<https://doi.org/10.1016/j.ijppaw.2015.05.003>
- ❖ KANEENE, J.B., TAYLOR, R.F., SIKARSKIE, J.G., MEYER, T.J., RICHTER, N.A. (1985)
Disease patterns in the Detroit Zoo: a study of the mammalian population from 1973 through 1983.
J Am Vet Med Assoc 187, 1166–1169.
- ❖ KANUNGO, S., DAS, A., GUPTA, M.D., SHAKIF-UL-AZAM (2010)
Prevalence of gastro-intestinal helminthiasis in captive deer of Bangladesh.
Wayamba Journal of Animal Science. ISSN : 2012-578X ; 42–45.
- ❖ KASHID, K.P., SHRIKHANDE, G.B., BHOJNE, G.R. (2003)
Incidence of gastro-intestinal helminths in captive wild animals at different locations.
Zoos' Print Journal 18(3): 1053-1054.
- ❖ KAUFMANN, J. (1996)
Parasites of Dromedaries.
In: *Parasitic Infections of Domestic Animals.* Birkhäuser, Basel, pp. 261–289.
https://doi.org/10.1007/978-3-0348-7666-7_6
- ❖ KELLY, J., ENGLISH, A. (1997)
Conservation biology and the preservation of biodiversity in Australia: a role for zoos and the veterinary profession.
Aust. Vet. J. 75, 568–574.
<https://doi.org/10.1111/j.1751-0813.1997.tb14196.x>
- ❖ KHATUN, M.M., BEGUM, N., MAMUN, M. a. A., MONDAL, M.M.H., AZAM, M.S.U. (2014)
Coprological study of gastrointestinal parasites of captive animals at Rangpur Recreational Garden and Zoo in Bangladesh.
Journal of Threatened Taxa 6, 6142–6147.
<https://doi.org/10.11609/JoTT.o3093.6142-7>
- ❖ KINSELLA, J.M., DEEM, S.L., BLAKE, S., FREEMAN, A.S. (2004)
Endoparasites of African Forest Elephants (Loxodonta africana cyclotis) from the Republic of Congo and Central African Republic.
Comparative Parasitology 71, 104–110.
<https://doi.org/10.1654/4131>
- ❖ KNAPP, S.E., KRECEK, R.C., HORAK, I.G., PENZHORN, B.L. (1997)
Helminths and arthropods of black and white rhinoceroses in southern africa.
Journal of Wildlife Diseases 33, 492–502.
<https://doi.org/10.7589/0090-3558-33.3.492>
- ❖ KOCK, R.A. (1986)
Enteric Nematode Infestation in Thomson's Gazelles, Gazella thomsoni, at Whipsnade Park, the Zoological Society of London.
The Journal of Zoo Animal Medicine 17, 61–64.
<https://doi.org/10.2307/20094796>
- ❖ KODÁDKOVÁ, A., KVÁČ, M., DITRICH, O., SAK, B., XIAO, L. (2009)
Cryptosporidium muris in a Reticulated Giraffe (Giraffa camelopardalis reticulata).
J. Parasitol. 96, 211–212.
<https://doi.org/10.1645/GE-2212.1>
- ❖ KOTECKI, N.R. (1970)
Circulation of the cestode fauna of Anseriformes in the Municipal Zoological Garden in Warszawa.
Acta Parasitologica Polonica 17. ISSN: 0065-1478

- ❖ KRECEK, R.C. (1989)
Habronema malani sp. n. and *Habronema tomasi* sp. n. (*Nematoda: Habronematidae*) from the Burchell's zebras and Hartmann's mountain zebras in southern Africa.
Proc. Helminth. Soc. Washington, 183–191.
- ❖ KRECEK, R.C., MALAN, F.S., REINECKE, R.K., DE VOS, V. (1987)
Nematode parasites from burchell's zebras in south africa.
Journal of Wildlife Diseases 23, 404–411.
<https://doi.org/10.7589/0090-3558-23.3.404>
- ❖ KRECEK, R.C., BOOMKER, J., PENZHORN, B.L., SCHEEPERS, L. (1990)
Internal Parasites of Giraffes (Giraffa camelopardalis angolensis) from Etosha National Park, Namibia.
Journal of Wildlife Diseases 26, 395–397.
<https://doi.org/10.7589/0090-3558-26.3.395>
- ❖ KRECEK, R.C., REINECKE, R.K., KRIEK, N.J.P., HORAK, I.G., MALAN, F.S. (1994)
Helminth Parasites of Cape Mountain Zebras from Cape Province, South Africa.
Journal of Wildlife Diseases 30, 277–280.
<https://doi.org/10.7589/0090-3558-30.2.277>
- ❖ KUZMINA, T., KHARCHENKO, V., ZVEGINTSOVA, N., ZHANG, L., LIU, J. (2014)
Strongylids (Nematoda: Strongylidae) in two zebra species from the “Askania-Nova” Biosphere Reserve, Ukraine: biodiversity and parasite community structure.
Helminthologia 50, 172–180.
<https://doi.org/10.2478/s11687-013-0128-0>
- ❖ KVAPIL *et al.* (2017)
An eight-year survey of the intestinal parasites of carnivores, hoofed mammals, primates, ratites and reptiles in the Ljubljana zoo in Slovenia.
Folia Parasitologica 64.
<https://doi.org/10.14411/fp.2017.013>
- ❖ KYRIÁNOVÁ, I.A., DRNEK, J., LANGROVÁ, I., PEŘINKOVÁ, P., NECHYBOVÁ, S., 2017.
Gastrointestinal Parasites in Giraffes Kept in Zoological Gardens of the Czech Republic.
Scientia Agriculturae Bohemica 48, 122–126.
<https://doi.org/10.1515/sab-2017-0019>
- ❖ LACAILLE, C. (2014)
Parascaris equorum : un vieux ver toujours d'actualité
Thèse de doctorat vétérinaire, Université Paul-Sabatier, Toulouse, 206 p.
- ❖ LECU, A., PETIT, T. (2012)
Cadres réglementaires de l'exercice vétérinaire en parc zoologique.
Bulletin de l'Académie vétérinaire de France 163.
<https://doi.org/10.4267/2042/48204>
- ❖ LEGUIA, G. (1991)
The epidemiology and economic impact of llama parasites.
Parasitology Today 7, 54–56.
[https://doi.org/10.1016/0169-4758\(91\)90190-Y](https://doi.org/10.1016/0169-4758(91)90190-Y)
- ❖ LEIGHTON, F.A. (2002)
Health risk assessment of the translocation of wild animals.
Revue Scientifique et Technique de l'OIE 21, 187–195.
<https://doi.org/10.20506/rst.21.1.1324>
- ❖ LEUNG, T. (2012, Octobre)
Marshallagia marshalli.
Parasite of the day
URL: <http://dailyparasite.blogspot.com/2012/10/marshallagia-marshalli.html>

- ❖ LEVINE, N.D., IVENS, V. (1970)
The Coccidian Parasites (Protozoa, Sporozoa) of Ruminants.
University of Illinois Press. ed, Illinois Biological Monographs, 278 p.
- ❖ LIA *et al* (2010)
Efficacy of an in-feed formulation containing ivermectin for the control of intestinal strongyles in captive zebras (Equus burchelli (Gray, 1824)).
Vet. Parasitol. 169, 133–137.
<https://doi.org/10.1016/j.vetpar.2009.12.028>
- ❖ LICHTENFELS, J.R., PILITT, P.A., GIBBONS, L.M., HOBERG, E.P. (2002)
Redescriptions of Haemonchus mitchelli and Haemonchus okapiae (nematoda: trichostrongyloidea) and description of a unique synlophe for the haemonchinae.
J. Parasitol. 88, 947–960.
[https://doi.org/10.1645/0022-3395\(2002\)088\[0947:ROHMAH\]2.0.CO;2](https://doi.org/10.1645/0022-3395(2002)088[0947:ROHMAH]2.0.CO;2)
- ❖ LICHTENFELS, J.R., KHARCHENKO, V.A., DVOJNOS, G.M. (2008)
Illustrated identification keys to strongylid parasites (strongylidae: Nematoda) of horses, zebras and asses (Equidae).
Vet. Parasitol., 156, 4–161.
<https://doi.org/10.1016/j.vetpar.2008.04.026>
- ❖ LIM, Y.A.L., NGUI, R., SHUKRI, J., ROHELA, M., MAT NAIM, H.R. (2008)
Intestinal parasites in various animals at a zoo in Malaysia.
Vet. Parasitol. 157, 154–159.
<https://doi.org/10.1016/j.vetpar.2008.07.015>
- ❖ MAESANO, G., CAPASSO, M., IANNIELLO, D., CRINGOLI, G., RINALDI, L. (2014)
Parasitic infections detected by FLOTAC in zoo mammals from Warsaw, Poland.
Acta Parasitol. 59, 343–353.
<https://doi.org/10.2478/s11686-014-0249-8>
- ❖ MALAN, F.S., DE VOS, V., REINECKE, R.K., PLETCHER, J.M. (1982)
Studies on Strongylus asini. I. Experimental infestation of equines.
Onderstepoort J. Vet. Res., 151-153.
- ❖ MALAN, F.S., HORAK, I.G., DE VOS, V., VAN WYK, J.A. (1997)
Wildlife parasites: Lessons for parasite control in livestock.
Vet. Parasitol., 71, 137–153.
[https://doi.org/10.1016/S0304-4017\(97\)00030-7](https://doi.org/10.1016/S0304-4017(97)00030-7)
- ❖ MALEK, E.A. (1971)
The Life Cycle of Gastrodiscus aegyptiacus (Cobbold, 1876) Looss, 1896 (Trematoda: Paramphistomatidae: Gastrodiscinae).
J. Parasitol. 57, 975–979.
<https://doi.org/10.2307/3277847>
- ❖ MANGINI, P.R., MORAIS, W., SANTOS, L.C. (2002)
Enfermidades Observadas em Tapirus terrestres (Anta Brasileira) Mantidas em Cativeiro em Foz do Iguaçu, Paraná.
Arq. Ciên. Vet. Zool. UNIPAR, Umuarama, v. 5, n. 1, 93–102.
<https://doi.org/10.25110/arqvet.v5i1.2002.753>
- ❖ MANGINI, P.R., MEDICI, E.P., FERNANDES-SANTOS, R.C. (2012)
Tapir health and conservation medicine.
Integrative Zoology 7, 331–345.
<https://doi.org/10.1111/j.1749-4877.2012.00323.x>

- ❖ MARCOPPIDO, G., VENZANO, A., SCHAPIRO, J., FUNES, D., ROSSETTI, C. (2013)
Haemonchus-induced Anemia in Llamas (Lama glama) from Argentina.
Inter J Vet Sci, 2(3) : 111-114
- ❖ MATSUBAYASHI *et al.* (2005)
Survey of Cryptosporidium spp. and Giardia spp. infections in various animals at a zoo in japan.
Journal of Zoo and Wildlife Medicine 36, 331–335.
<https://doi.org/10.1638/04-032.1>
- ❖ MATSUO, K., SUMIYA, G. (2005)
Anoplocephala sp. from the Indian Rhinoceros (Rhinoceros unicornis) in Higashiyama Zoo, Japan.
Jpn J. Zoo. Wildl. Med. 10(2) : 95–98.
- ❖ MAWSON, P.M. (1964)
Some Nematoda (Strongylina and Oxyurina) from kangaroos (Macropus spp.) from Eastern Australia.
Parasitology 54, 237–262.
<https://doi.org/10.1017/S0031182000067895>
- ❖ MBAYA, A.W., OGWIFI, M., KUMSHE, H.A. (2013)
Effects of host demography, season and rainfall on the prevalence and parasitic load of gastrointestinal parasites of free-living elephants (Loxodonta africana) of the Chad Basin National Park, Nigeria.
Pak J Biol Sci 16, 1152–1158.
<https://doi.org/10.3923/pjbs.2013.1152.1158>
- ❖ MCCULLY, R.M., NIEKERK, J.W.V., KRUGER, S.P. (1967)
Observations on the pathology of bilharziasis and other parasitic infestations of Hippopotamus amphibius Linnaeus, 1758, from the Kruger National Park.
Onderstepoort J. Vet. Res. 34, 563–618.
- ❖ MCLEAN, E.R., KINSELLA, J.M., CHIYO, P., OBANDA, V., MOSS, C., ARCHIE, E.A. (2012)
Genetic identification of five strongyle nematode parasites in wild african elephants (Loxodonta africana).
Journal of Wildlife Diseases 48, 707–716.
<https://doi.org/10.7589/0090-3558-48.3.707>
- ❖ MEHLHORN, H. (2015)
Nematodes of Camels.
In: Mehlhorn, H. (Ed.), *Encyclopedia of Parasitology.*
Springer Berlin Heidelberg, pp. 1–1.
https://doi.org/10.1007/978-3-642-27769-6_5018-1
- ❖ MELBOURNE, C.P. (1978)
Observations on the Treatment of Endoparasites of Giraffes at Longleat Safari Park.
The Journal of Zoo Animal Medicine 9, 146–148.
<https://doi.org/10.2307/20094396>
- ❖ METTRICK, D.F. (1962)
Some trematodes and cestodes from mammals of Central Africa.
Revista de Biologia 3, 149–170.
- ❖ MIKOLON, A.B., BOYCE, W.M., ALLEN, J.L., GARDNER, I.A., ELLIOTT, L.F. (1994)
Epidemiology and Control of Nematode Parasites in a Collection of Captive Exotic Ungulates.
Journal of Zoo and Wildlife Medicine 25, 500–510.
- ❖ MING, Z., ZHANG, L., ZHANG, L. (2010)
Redescription of Monodontella giraffae Yorke et Maplestone, 1926 (Nematoda, Ancylostomatidae) from a giraffe, Giraffa camelopardalis, from Zoo in China, with a discussion on the taxonomic status of Monodontella.
Acta Parasitologica 55.
<https://doi.org/10.2478/s11686-010-0012-8>

- ❖ MIR, A.Q., DUA, K., SINGLA, L.D., SHARMA, S., SINGH, M.P. (2016)
Prevalence of parasitic infection in captive wild animals in Bir Moti Bagh mini zoo (Deer Park), Patiala, Punjab.
Vet World 9, 540–543.
<https://doi.org/10.14202/vetworld.2016.540-543>
- ❖ MOHAMMED, O.B., ALAGAILI, A.N., OMER, S.A., HUSSEIN, M.F. (2012)
Parasites of the Arabian Oryx (Oryx leucoryx, Pallas, 1777) and Their Prevalence in the Kingdom of Saudi Arabia. Comparative Parasitology 79, 288–292.
<https://doi.org/10.1654/4543.1>
- ❖ MONDAL, S., MANNA, B. (2012)
Rhinoceronema unicornensis gen. n., sp. n. (*Cosmocercoidea: Atractidae*) from Indian one horned Rhinoceros (*Rhinoceros unicornis Linnaeus, 1758*) captivated at the Alipore Zoological Garden, Kolkata, India. *Journal of Parasitic Diseases.*
<https://doi.org/10.1007/s12639-012-0147-7>
- ❖ MONDAL, S., MANNA, B. (2010)
Probstmayria bengalensis n.sp. (*Cosmocercoidea: Atractidae*) in captive Indian one horned rhinoceros (*Rhinoceros unicornis*) from Alipore Zoological Garden, Calcutta, West Bengal, India.
Proceedings of the Zoological Society 63, 129–134.
<https://doi.org/10.1007/s12595-010-0018-0>
- ❖ MORGAN, D.O. (1929)
On the Morphology and Biology of a Larval Stage of Muellerius capillaris (Mueller, 1889) Cameron, 1927, a Lungworm of Sheep and Goats.
J. Helminthol. 7, 153–160.
<https://doi.org/10.1017/S0022149X00018769>
- ❖ MUCHLIS, A. (1960)
On an anoplocephalid cestode from Tapirus indicus of Indonesia.
Communicationes Veterinariae, Vol.4 No.1, 51–56, 54–55.
- ❖ MUNIZ-PEREIRA, L. (2009)
Checklist of helminth parasites of threatened vertebrate species from Brazil.
Zootaxa 2123 : 1–45.
- ❖ MUORIA, P.K., MURUTHI, P., RUBENSTEIN, D., OGUGE, N.O., MUNENE, E. (2005)
Cross-sectional survey of gastro-intestinal parasites of Grevy's zebras in southern Samburu, Kenya.
African Journal of Ecology 43, 392–395.
<https://doi.org/10.1111/j.1365-2028.2005.00588.x>
- ❖ MURYANI, A., TIURIA, R., ANDRIANSYAH, AGIL, M. (2008)
Helminthes parasite at feces of Sumatran Rhinoceros (Dicerorhinus sumtrensisi) and Sumatran Elephant (Elephas maximus surnatranus) in Way Kambas National Park Lampung (semi in situ).
Proceedings of AZWMC 1, p. 142.
- ❖ MUSTAPA, M.S., ISMAIL, A., RAHMAN, F., RAMLI, M.N.H. (2014)
Preliminary study on the occurrence of intestinal parasites in Malayan tapir (Tapirus indicus) in Zoo Negara, Malaysia.
Journal of Tropical Biology & Conservation (JTBC), 11: 97–101.
- ❖ MYKYTOWYCZ, R. (1964a)
A survey of the endoparasites of the red kangaroo Megaleia rufa (Desmarest).
Parasitology 54, 677–693.

- ❖ MYKYTOWYCZ, R. (1964b)
Coccidia in wild populations of the red kangaroo, Megaleia rufa (Desmarest), and the grey kangaroo, Macropus canguru (Müller).
Parasitology 54, 105–115.
<https://doi.org/10.1017/S0031182000074382>
- ❖ NAKAMURA, Y., TSUJI, N., TAIRA, N., HIROSE, H. (1994)
Parasitic Females of Strongyloides papillosus as a Pathogenetic Stage for Sudden Cardiac Death in Infected Lambs.
Journal of Veterinary Medical Science 56, 723–727.
<https://doi.org/10.1292/jvms.56.723>
- ❖ NALUBAMBA, K.S., MUDENDA, N.B., MALAMO, M.R. (2012)
A seasonal survey of gastrointestinal parasites in captive wild impala antelope on a game facility south of Lusaka, Zambia.
J. Helminthol. 86, 418–425.
<https://doi.org/10.1017/S0022149X11000617>
- ❖ NICHOLS, D.K., MONTALI, R.J., PHILLIPS, L.G., ALVARADO, T.P., BUSH, M., COLLINS, L. (1986)
Parelaphostrongylus tenuis in captive reindeer and sable antelope.
J. Am. Vet. Med. Ass. 188, 619–621.
- ❖ NODA, R. (1955)
Trichuris species from giraffe and cattle.
Bulletin of the University of Osaka Prefecture. Series B. Agriculture and Biology 5, 119–126.
- ❖ NOSAL *et al.* (2016)
Endoparasites of exotic ungulates from the Giraffidae and Camelidae families kept ex situ.
Annals of Parasitology 62(1), 67–70.
<https://doi.org/10.17420/ap6201.34>
- ❖ OBANDA, V. (2015)
Effects of habitat overlap on helminth transmission between sympatric baboons, vervet monkeys and ungulates in Amboseli ecosystem, Kenya.
Thèse de doctorat en Parasitologie vétérinaire appliquée, Université de Nairobi, 266 p.
- ❖ OBANDA, V., IWAKI, T., MUTINDA, N.M., GAKUYA, F. (2011)
Gastrointestinal Parasites and Associated Pathological Lesions in Starving Free-Ranging African Elephants.
South African Journal of Wildlife Research 41, 167–172.
<https://doi.org/10.3957/056.041.0203>
- ❖ OGDEN, C.G. (1966)
A revision of the genus Khalilia Neveu-Lemaire, 1924 (Nematoda: Strongyloidea).
Parasitology 56, 471–480.
- ❖ OLIVER *et al.* (1996)
Neurologic disease attributable to infection with Parelaphostrongylus tenuis in blackbuck antelope.
J Am Vet Med Assoc 209, 140–142.
- ❖ OLLAGNIER, C. (2007)
Recensement des parasites digestifs des petits camélidés (Genre Llama) en France.
Thèse de doctorat vétérinaire, Université Claude Bernard, Lyon, 104 p.
- ❖ OPARA, M.N., OPARA, J.A., OSUJI, C.T. (2010)
Gastrointestinal Parasitism In Captive Animals At The Zoological Garden, Nekede Owerri, Southeast Nigeria.
Report and Opinion, 2(5), 21–28.

- ❖ ORTIZ *et al.* (2001)
Abomasal and small intestinal nematodes from captive gazelles in Spain.
J. Helminthol. 75, 363–365.
<https://doi.org/10.1017/S0022149X01000567>
- ❖ ORTIZ *et al.* (2006)
Output of gastrointestinal nematode eggs in the feces of captive gazelles (Gazella dama mhorr, Gazella cuvieri and Gazella dorcas neglecta) in a semiarid region of southeastern Spain.
Journal of Zoo and Wildlife Medicine 37, 249–254.
<https://doi.org/10.1638/03-065.1>
- ❖ OSINSKA, B., DEMIAZSKIEWIECZ, A., LACHOWICZ, J. (2010)
Pathological lesions in European bison (Bison bonasus) with infestation by Ashworthius sidemi (Nematoda, Trichostrongylidae).
Polish Journal of Veterinary Sciences, Vol. 13, No. 1, 63–67.
- ❖ PALACIOS *et al.* (2004)
Eimeriosis en crías de alpacas : estudio anatómico histopatológico.
Revista de Investigaciones Veterinarias del Perú 15, 174–178.
- ❖ PALACIOS, C., PERALES, R., CHAVERA, A., T LOPEZ, M., U BRAGA, W., MORO, M. (2006)
Eimeria macusaniensis and Eimeria ivitaensis co-infection in fatal cases of diarrhoea in young alpacas (Lama pacos) in Peru.
Vet. Rec. 158, 344–345
<https://doi.org/10.1136/vr.158.10.344>
- ❖ PALMIERI, J.R., PURNOMO, AMMAUN, H. (1980)
Parasites of the lesser one-horned rhinoceros (Rhinoceros sondaicus Desmarest).
J. of Parasitol. 66(6), p. 1031
- ❖ PANAYOTOVA-PENCHEVA, M.S. (2008)
Morphological data on two protostrongylid species, etiological agents of pulmonary helminthoses in wild ruminants (materials from Bulgaria).
Eur J Wildl Res 54, 285–292.
<https://doi.org/10.1007/s10344-007-0143-x>
- ❖ PANAYOTOVA-PENCHEVA, M.S. (2013)
Parasites in Captive Animals: A Review of Studies in Some European Zoos.
Der Zoologische Garten 82, 60–71.
<https://doi.org/10.1016/j.zoolgart.2013.04.005>
- ❖ PARKAR *et al.* (2010)
Molecular characterization of Blastocystis isolates from zoo animals and their animal-keepers.
Vet. Parasitol. 169, 8–17.
<https://doi.org/10.1016/j.vetpar.2009.12.032>
- ❖ PARSANI, H.R., MOMIN, R.R., MARADIA, M.G., SINGH, V. (2001)
A survey of gastro-intestinal parasites of captive animals at Rajkot Municipal Corporation zoo, Rajkot, Gujarat. Zoos' Print Journal 16(10): 604–606;
<https://dx.doi.org/10.11609/JoTT.ZPJ.16.10.604-6>
- ❖ PATRELLE, C., FERTE, H., JOUET, D. (2014)
Identification of Chabertiidae (Nematoda, Strongylida) by PCR-RFLP based method: a new diagnostic tool for cross transmission investigation between domestic and wild ruminants in France.
Infect. Genet. Evol. 28, 15–20.
<https://doi.org/10.1016/j.meegid.2014.08.027>

- ❖ PAULING, C.D., OLLER, A.R., JACKSON, V. (2016)
Fecal parasite identification by microscopy and PCR in scimitar-horned oryx, Oryx dammah, managed at two sites.
International Journal for Parasitology: Parasites and Wildlife 5, 312–320.
<https://doi.org/10.1016/j.ijppaw.2016.11.001>
- ❖ PAVLOVIĆ, I., NEŠIĆ, D., SAVIN, Ž., VALTER, D., HUDINA, V. (1991)
Endoparasites of elephant and giraffe in the Belgrade Zoological Garden.
Veterinarski Glasnik 45, 749–751.
- ❖ PECHIMUTHU, D. (2014)
Seasonal variation in prevalence of helminthic infection in captive Asian elephant, Elephas maximus.
Applied Biology and Biotechnology 2(2): 8-14.
- ❖ PEI-YUN, Y., JIN-SHU, J., FAN-YAO, K. (1986)
Parastrongylus paraxodus gen. et sp. nov. *A new nematode from the large intestine of the rhinoceros (Nematoda, Strongylidae: Strongylinae).*
Acta Zootaxonomica Sinica 11 (2): 139-143, figs. 1-8.
- ❖ PENZHORN *et al.* (1994)
Parasites of African Rhinos : A documentation.
Onderstepoort, Proceeding of a Symposium on “Rhinos as Game Ranch Animals.”, 168–175.
- ❖ PERERA, B.V.P., RAJAPAKSE, R.P.V.J. (2009)
Mortality and morbidity of wild elephants (Elephas maximus maximus) of Sri Lanka, as a result of liver flukes (Fasciola jacksoni) infestation.
In: Wibbelt, G., Kretschmar, P., Hofer, H., Seet, S., (Eds.) *Proceedings of the International Conference on Diseases of Zoo and Wild Animals.*
Beekse Bergen, The Netherlands (20th-24th May 2009), 191 p.
- ❖ PERERA, K.U.E., WICKRAMASINGHE, S., PERERA, B.V.P., BANDARA, K.B.A.T., RAJAPAKSE, R.P.V.J. (2017)
Redescription and molecular characterization of Anoplocephala manubriata, Railliet et al., 1914 (Cestoda: Anoplocephalidae) from a Sri Lankan wild elephant (Elephas maximus).
Parasitology International 66, 279–286.
<https://doi.org/10.1016/j.parint.2017.02.007>
- ❖ PÉREZ CORDÓN *et al.* (2008)
Intestinal parasitism in the animals of the zoological garden “Peña Escrita” (Almuñecar, Spain).
Vet. Parasitol. 156, 302–309.
<https://doi.org/10.1016/j.vetpar.2008.05.023>
- ❖ PERRIN, R. (2017)
Atlas coproscopique des carnivores de parcs zoologiques français.
Thèse de doctorat vétérinaire, Université Paul-Sabatier, Toulouse, 104 p.
- ❖ PESTER, F.R.N., LAURENCE, B.R. (1974)
The parasite load of some African game animals.
J. Zool. 174, 397–406.
<https://doi.org/10.1111/j.1469-7998.1974.tb03167.x>
- ❖ PITCHFORD, R.J., VISSER, P.S. (1981)
Schistosoma Weinland, 1858 from Hippopotamus amphibius Linnaeus, 1758 in the Kruger National Park.
Onderstepoort J. vet. Res., 48, 181–184.
- ❖ Pouillard, V. (2008)
Les zoos et la conservation des espèces : Le cas du zoo d’Anvers.
Mémoire de fin d’étude de Master en Sciences et Gestion de l’Environnement, Université Libre de Bruxelles, 108 p.

- ❖ PRASAD, H. (1960a)
A new species of coccidia of the red kangaroo Macropus Rufus.
Mamm. Z. F. Parasitenkunde 20, 385–389.
<https://doi.org/10.1007/BF00261229>
- ❖ PRASAD, H. (1960b)
Studies on the coccidia of some mammals of the families bovidae, Cervidae and Camelidae.
Z. F. Parasitenkunde 20, 390–400.
<https://doi.org/10.1007/BF00261230>
- ❖ PUENTE, G.L. (1997)
Acute and subacute fasciolosis of alpacas (Lama pacos) and treatment with triclabendazole.
Trop Anim Health Prod 29, 31–32.
<https://doi.org/10.1007/BF02632344>
- ❖ PYE, G.W., ADKESSON, M.J., GUTHRIE, A., CLAYTON, L.A., JANSSEN, D.L. (2018)
Risk analysis: changing the quarantine paradigm?
Journal of Zoo and Wildlife Medicine 49, 513–519.
<https://doi.org/10.1638/2018-0092.1>
- ❖ QURESHI, T., DRAWE, D.L., DAVIS, D.S., CRAIG, T.M. (1994)
Use of bait containing triclabendazole to treat Fascioloides magna infections in free ranging white-tailed deer.
Journal of Wildlife Diseases 30, 346–350.
<https://doi.org/10.7589/0090-3558-30.3.346>
- ❖ RADFAR, M.H., GOWHARI, M.A. (2013)
Common gastrointestinal parasites of indigenous camels (Camelus dromedarius) with traditional husbandry management (free-ranging system) in central deserts of Iran.
J Parasit Dis 37, 225–230.
<https://doi.org/10.1007/s12639-012-0170-8>
- ❖ RAHMAN, S.M., DEY, A.R., KUNDU, U.K., BEGUM, N. (2014)
Investigation of gastrointestinal parasites of herbivores at Dhaka National Zoological Garden of Bangladesh.
Journal of the Bangladesh Agricultural University 12, 79–85.
<https://doi.org/10.3329/jbau.v12i1.21245>
- ❖ RAMSAY, C., ZAINUDDIN, Z. (1993)
Infectious diseases of the rhinoceros and tapir.
In: Fowler M.E, (ed.), *Zoo and Wild Animal Medicine, Current Therapy, 3rd Edition.*
W.B. Saunders Company, Philadelphie, 459–466.
- ❖ RANA, M.A., JABEEN, F., SHABNAM, M., AHMAD, I., MUSHTAQ-UL-HASSAN, M. (2015)
Comparative study of endo-parasites in captive Hog Deer (Axis porcinus).
International Journal of Biosciences (IJB) 6, 162–170.
- ❖ RAVINET *et al.* (2017)
Design and evaluation of multi-indicator profiles for targeted-selective treatment against gastrointestinal nematodes at housing in adult dairy cows.
Vet. Parasitol. 237, 17–29.
<https://doi.org/10.1016/j.vetpar.2017.03.001>
- ❖ RICHARD, F. (2012)
Comparaison de différents liquides de flottation en coproscopie des ruminants.
Thèse de doctorat vétérinaire, Université Claude Bernard, Lyon, 109 p.

- ❖ RICKARD, L.G. (1993)
Parasitic gastritis in a llama (Lama glama) associated with inhibited larval Teladorsagia spp. (Nematoda: Trichostrongyloidea).
Vet. Parasitol. 45, 331–335.
[https://doi.org/10.1016/0304-4017\(93\)90088-5](https://doi.org/10.1016/0304-4017(93)90088-5)
- ❖ RICKARD, L.G., BISHOP, J.K. (1988)
Prevalence of Eimeria spp. (Apicomplexa: Eimeriidae) in Oregon Llamas.
J. Protozool. 35, 335–336.
<https://doi.org/10.1111/j.1550-7408.1988.tb04101.x>
- ❖ RICKARD, L.G., BISHOP, J.K. (1991)
Redescription of Trichuris tenuis Chandler, 1930, from Llamas (Lama glama) in Oregon with a Key to the Species of Trichuris Present in North American Ruminants.
J. Parasitol. 77, 70–75.
<https://doi.org/10.2307/3282560>
- ❖ ROHELA *et al.* (2005)
Occurrence of Cryptosporidium oocysts in Wrinkled Hornbill and other birds in the Kuala Lumpur National Zoo.
Southeast Asian Journal of Tropical Medicine and Public Health 36 Sup, 34–40.
- ❖ ROMERO-CASTAÑÓN *et al.* (2009)
Comparative Parasitology of Wild and Domestic Ungulates in the Selva Lacandona, Chiapas, Mexico.
Comparative Parasitology 75, 115–126.
<https://doi.org/10.1654/4267.1>
- ❖ ROUND, M.C. (1962)
A new species of the genus Strongylus Müller, 1780 from the black rhinoceros, Diceros bicornis L. and a note on the other species occurring in Kenya.
J. Helminthol. 36, 189–200.
- ❖ ROUND, M.C. (1968)
Check list of the helminth parasites of African mammals of the orders Carnivora, Tubulidentata, Proboscidea, Hyracoidea, Artiodactyla and Perissodactyla.
Commonwealth Bureau of Helminthology, St. Albans, i–vi, 1–252.
- ❖ ROYER, S. (2015)
Détection et caractérisation moléculaire de Cryptosporidium lors de diarrhées chez le veau non sevré dans une clientèle allaitante
Thèse de doctorat vétérinaire, Université Claude Bernard, Lyon, 190 p.
- ❖ SAAD, M.B., EL-SINNARY, K.A., EL-MUBARAK, S., EL-BADARI, K.S. (1983)
Endoparasites in wild animals at Khartoum Zoo.
Bulletin of Animal Health and Production in Africa 31, 9–15.
- ❖ SAMUEL, W.M., PYBUS, M.J., KOCAN, A.A. (2001)
Parasitic diseases of wild mammals, second edition.
Iowa State University Press, Ames, 567 p.
- ❖ SANDGROUND, J.H. (1933)
Two New Helminths from Rhinoceros sondaicus.
J. Parasitol. 19, 192–204.
<https://doi.org/10.2307/3271925>
- ❖ SANTÍN-DURÁN, M., ALUNDA, J.M., HOBERG, E.P., DE LA FUENTE, C. (2004)
Abomasal parasites in wild sympatric cervids, red deer, cervus elaphus and fallow deer, dama dama, from three localities across central and western Spain: relationship to host density and park management.
J. Parasitol. 90, 1378–1386.
<https://doi.org/10.1645/GE-3376>

- ❖ SANTOS, R.C.F. (2011)
Importância de mamíferos neotropicais na epidemiologia de protozooses : diagnóstico, caracterização molecular e aspectos ecológicos da infecção por Giardia e Cryptosporidium
Dissertation pour l'obtention du titre de Maître en Sciences, Université de São Paulo, 166 p.
<https://doi.org/10.11606/D.10.2011.tde-05102012-150543>
- ❖ SASEENDRAN, P.C., RAJENDRAN, S., SUBRAMANIAN, H., SASIKUMAR, M., VIVEK, G., ANIL, K.S. (2003)
Incidence of helminthic infection among annually dewormed captive elephants.
Zoo's Print Journal 19(3), 1422.
- ❖ SATO, H., UNE, Y., TAKADA, M. (2005)
High incidence of the gullet worm, Gongylonema pulchrum, in a squirrel monkey colony in a zoological garden in Japan.
Vet. Parasitol. 127, 131–137.
<https://doi.org/10.1016/j.vetpar.2004.10.005>
- ❖ Saunders Comprehensive Veterinary Dictionary, 3 ed. © (2007) Elsevier, Inc. All rights reserved, 2007 (Page consultée le 22 octobre 2017)
Grammocephalus varedatus. [en ligne]
In: TheFreeDictionary.com.
URL: <https://medical-dictionary.thefreedictionary.com/Grammocephalus+varedatus>
- ❖ SAWADA, I., PAPASARATHORN, T. (1966)
Paranoplocephala indicata n.sp. (Cestoda: Anoplocephalidae) from the Malayan tapir, Tapirus indicus.
Jpn J. Zool. 15, 125–128.
- ❖ SCHELCHER, F., REBILLARD, A., RABOISSON, D. (2008)
La cryptosporidiose bovine : du traitement à la prévention.
Le nouveau praticien vétérinaire 129, 41.
- ❖ SCHREY, C.F., ABBOTT, T.A., STEWART, A.V., MARQUARDT, W.C. (1991)
Coccidia of the llama, Lama glama, in Colorado and Wyoming.
Vet. Parasitol. 40, 21–28.
[https://doi.org/10.1016/0304-4017\(91\)90080-F](https://doi.org/10.1016/0304-4017(91)90080-F)
- ❖ SCHUSTER, R.K., WIBBELT, G., KINNE, J. (2014)
A re-description of Physocephalus dromedarii stat. nov. (Nematoda: Spirocercidae), an abomasal nematode of dromedaries (Camelus dromedarius).
J. Helminthol. 88, 499–505.
<https://doi.org/10.1017/S0022149X13000497>
- ❖ SCIALDO-KRECEK, R.C., MALAN, F.S. (1984)
Studies on the parasites of zebras. IV. Cylicodontophorus reineckei n.sp. (Nematoda: Strongylidae) from the Burchell's zebra, Equus burchelli antiquorum H. Smith, 1841 and the mountain zebra, Equus zebra hartmannae Matschie, 1898.
Onderstepoort J. Vet. Res., 51, 257–262.
- ❖ SCIALDO, R.C., REINECKE, R.K., DE VOS, V. (1982)
Seasonal incidence of helminths in the Burchell's zebra.
Onderstepoort J. Vet. Res., 49, 127–130.
- ❖ SCULLION, F.T. (1982)
An Investigation into the Parasite Burden Available to Grant's Zebras (Hippotigris burchelli) and Bactrian Camels (Camelus bactrianus) in the Dublin Zoo.
The Journal of Zoo Animal Medicine 13, 156–160.
<https://doi.org/10.2307/20094610>

- ❖ SENEVIRATNA, P., JAYASINGHE, J.B (1968)
Some parasites from the Ceylon elephant (Elephas maximus).
Ceylon Veterinary Journal Vol. 16, No 1, 23.
- ❖ SHEMSHADI, B., RANJBAR-BAHADORI, S., JAHANI, S. (2015)
Prevalence and intensity of intestinal helminths in carnivores and primates at Vakilabad Zoo in Mashhad, Iran.
Comp Clin Pathol 24, 387–391.
<https://doi.org/10.1007/s00580-014-1909-7>
- ❖ SHUTTLEWORTH, M., JABBAR, A., BEVERIDGE, I. (2016)
Description and molecular characterisation of Cloacina johnstoni sp. nov. (Nematoda: Strongyloidea) from the wallaroo, Macropus robustus (Marsupialia: Macropodidae) and relationships with the synhospitalic species C. macropodis.
Parasitol Res 115, 3357–3363.
<https://doi.org/10.1007/s00436-016-5096-0>
- ❖ SIEMERING, H. (1986)
Zoonoses.
In: Fowler M.E. et Murrey E., (eds.), *Zoo & Wild Animal Medicine, 2nd Edition.*
W.B. Saunders Company, Philadelphia, 63–68.
- ❖ SILVA, M.I.S., NASCIMENTO, A.A., BONUTI, M.R., MAPELI, E.B., ARANTES, I.G. (1999)
Ascaropsinae (Alicata & McInstoch, 1933) Parasites of deer from lowlands region of the state of Mato Grosso do Sul, Brazil.
Rev. Bras. Parasitol. Vet., 8, 2, 133-136.
- ❖ SINGH, P., GUPTA, M.P., SINGLA, L.D., SHARMA, S., SANDHU, B., SHARMA, D.R. (2006)
Parasitic infections in wild herbivores in the Mahendra Choudhury Zoological Park, Chhatbir, Punjab.
Zoos' Print Journal 21(11), 2459–2461.
<https://doi.org/10.11609/JoTT.ZPJ.1519.2459-61>
- ❖ SLOAN, J.E.N. (1965)
Helminthiasis in Ungulates.
International Zoo Yearbook 5, 24–28.
<https://doi.org/10.1111/j.1748-1090.1965.tb01565.x>
- ❖ SMALES, L.R. (1982)
A new genus and three new species of nematode parasites (Strongyloidea: Cloacininae) from Macropodid marsupials from Papua New Guinea.
Syst Parasitol 4, 361–371.
<https://doi.org/10.1007/BF00009976>
- ❖ SMALES, L.R., Chilton, N.B. (1997)
An electrophoretic and morphological analysis of Labiostrongylus (Labiosimplex) bancrofti (Johnston & Mawson, 1939) (Nematoda: Cloacinidae), from macropodid marsupials, with the description of two new species.
Syst Parasitol 36, 193–201.
<https://doi.org/10.1023/A:1005717400577>
- ❖ SOULSBY, E.J.L. (1965)
Textbook of Veterinary Clinical Parasitology Volume I: Helminths.
Blackwell Scientific Publications Ltd, Oxford, 1965 p.
- ❖ SOUTHWELL, T (1921)
A New Species of Cestode (Anoplocephala Vulgaris) from an African Rhinoceros.
Annals of Tropical Medicine & Parasitology 14, 355–364.
<https://doi.org/10.1080/00034983.1921.11684244>

- ❖ SPEARE, R. (1983)
Comparative Morphology of the Eggs of the Paramphistomid Trematodes of the Agile Wallaby, Macropus agilis (Gould, 1842).
Journal of Wildlife Diseases 19, 368–370.
<https://doi.org/10.7589/0090-3558-19.4.368>
- ❖ SPEARE, R., BEVERIDGE, I., JOHNSON, P., (1983)
Parasites of the Agile Wallaby, Macropus Agilis (Marsupialia).
Wildl. Res. 10, 89–96.
<https://doi.org/10.1071/wr9830089>
- ❖ STRINGER, A.P. (2016)
Parasite Ecology and the Conservation Biology of Black Rhinoceros (Diceros bicornis).
Thèse de doctorat de Philosophie, Université de Wellington, Victoria, 178 p.
- ❖ STRINGER, A.P., SMITH, D., KERLEY, G.I.H., LINKLATER, W.L. (2014)
Reducing sampling error in faecal egg counts from black rhinoceros (Diceros bicornis).
International Journal for Parasitology: Parasites and Wildlife 3, 1–5.
<https://doi.org/10.1016/j.ijppaw.2013.10.002>
- ❖ SURESH, K., CHOUDHURI, P.C., NALINI KUMARI, K., HAFEEZ, M., HAMZA, P.A. (2001)
Epidemiological and clinico-therapeutic studies of strongylosis in elephants.
Zoo's Print Journal 16(7), 539–540.
- ❖ TAHAS, S.A., DIAKOU, A. (2013)
Persistent Giardia spp. and Trichuris spp. infection in maras (Dolichotis patagonum) at a zoo in Greece.
Journal of Zoo and Wildlife Medicine 44, 389–394.
<https://doi.org/10.1638/2012-0191R.1>
- ❖ TAIT, S.A., KIRWAN, J.A., FAIR, C.J., COLES, G.C., STAFFORD, K.A. (2002)
Parasites and their control in South American camelids in the United Kingdom.
Vet. Rec. 150, 637–638.
<https://doi.org/10.1136/vr.150.20.637>
- ❖ TAVARES, L.E.R., CAMPIÃO, K.M., COSTA-PEREIRA, R., PAIVA, F. (2017)
Helminth endoparasites of wildlife vertebrates in Mato Grosso do Sul, Brazil.
Iheringia. Série Zoologia 107 (supl.): e2017106, 14 p.
<https://doi.org/10.1590/1678-4766e2017106>
- ❖ TAYLOR, M.A., COOP, R.L., WALL, R. (2007)
Veterinary parasitology, 3rd edition.
Blackwell, Oxford ; Ames, Iowa, 902 p.
- ❖ THAPAR, G.S. (1924)
On Kiluluma Skriabin, a genus of Strongylid nematodes parasitic in the African Rhinoceros.
J. Helminthol. 2, 209–238.
<https://doi.org/10.1017/S0022149X00018253>
- ❖ THAWAIT, V.K., MAITI, S.K., DIXIT, A.A. (2014)
Prevalence of gastro-intestinal parasites in captive wild animals of Nandan Van Zoo, Raipur, Chhattisgarh.
Veterinary World 7, 448–451.
<https://doi.org/10.14202/vetworld.2014.448-451>
- ❖ The Korean Society for Parasitology (KSP) (2003) (Page consultée le 12 avril 2018)
Eurytrema pancreaticum. [en ligne]
URL : http://atlas.or.kr/atlas/alphabet_view.php?my_codeName=Eurytrema%20pancreaticum
- ❖ THIENPONT, D., ROCHETTE, F., VANPARIJS, O.F.J. (2003)
Diagnostic de verminose par examen coprologique, 3ème édition.
Janssen Research Foundation, Beerse, 187 p.

- ❖ THORNTON, J.E., GALVIN, T.J., BELL, R.R., RAMSEY, C.W. (1973)
Parasites of the Blackbuck antelope (Antelope cervicapra) in Texas.
Journal of Wildlife Diseases 9, 160–162.
<https://doi.org/10.7589/0090-3558-9.2.160>
- ❖ THURBER *et al.* (2011)
Effects of rainfall, host demography, and musth on Strongyle fecal egg counts in African Elephants (Loxodonta africana) in Namibia.
Journal of Wildlife Diseases 47, 172–181.
<https://doi.org/10.7589/0090-3558-47.1.172>
- ❖ THURSTON, J.P. (1963)
Schistosomes from Hippopotamus amphibius L.: I. The morphology of Schistosoma hippopotami sp.nov.
Parasitology 53, 49–54.
<https://doi.org/10.1017/S0031182000072528>
- ❖ TIĞIN, Y., UNUR, S. (1988)
Helminths of the various mammals in zoological gardens.
Veteriner Fakültesi Dergisi, Ankara Üniversitesi 35, 432–450.
- ❖ TIMOSHENKO, O., IMAI, S. (1995)
Eleven new ciliate species of the genus Triplumaria (Ciliophora, Entodiniomorpha) from Asian Elephant, Elephas maximus and African Elephant, Loxodonta africana.
J. Protozool. Res. 5, 157–175.
- ❖ TIMOSHENKO, O., IMAI, S. (1997)
Three new intestinal protozoan species of the genus Latteuria n.g. (Ciliophora: Trichostomatia) from Asian and African elephants.
Parasitol. Int. 46, 297–303.
[https://doi.org/10.1016/S1383-5769\(97\)00040-8](https://doi.org/10.1016/S1383-5769(97)00040-8)
- ❖ TIURIA *et al.* (2006)
Identification of endoparasites from faeces of Javan rhino (Rhinoceros sondaicus) in Ujung Kulon National Park, Indonesia.
Proceedings of AZWMP 2006, 31.
- ❖ TREJO-MACIAS, G., ESTRADA, A., MOSQUEDA CABRERA, M.Á. (2007)
Survey of Helminth Parasites in Populations of Alouatta palliata mexicana and A. pigra in Continuous and in Fragmented Habitat in Southern Mexico.
Int J Primatol (2007) 28: 931 – 945.
<https://doi.org/10.1007/s10764-007-9137-5>
- ❖ TRONCY, P.-M., GRABER, M., THAL, J. (1973)
Note sur la présence de Parabronema skrjabini Rassowska, 1924, chez des ruminants sauvages d’Afrique.
Revue d’élevage et de médecine vétérinaire des pays tropicaux 26, 93.
<https://doi.org/10.19182/remvt.7869>
- ❖ TZIPORI, S., ANGUS, K.W., CAMPBELL, I., SHERWOOD, D. (1981)
Diarrhea in Young Red Deer Associated with Infection with Cryptosporidium.
J Infect Dis 144, 170–175.
<https://doi.org/10.1093/infdis/144.2.170>
- ❖ VALCÁRCEL SANCHO, F. (2009)
Atlas of Ovine Parasitology.
Grupo Asis Biomedica, S. L. ed., Zaragoza, 153 p.
- ❖ VAN WINKLE, T. (1985)
Cryptosporidiosis in young artiodactyls.
J Am Vet Med Assoc 187, 1170–1172.

- ❖ VAN WYK, I.C., C, I., BOOMKER, J. (2011)
Parasites of South African wildlife: XIX. The prevalence of helminths in some common antelopes, warthogs and a bushpig in the Limpopo province, South Africa.
Onderstepoort J. Vet. Res. 78, 1–11.
- ❖ VAN WYK, J.A., CABARET, J., MICHAEL, L.M. (2004)
Morphological identification of nematode larvae of small ruminants and cattle simplified.
Vet. Parasitol. 119, 277–306.
<https://doi.org/10.1016/j.vetpar.2003.11.012>
- ❖ VARADHARAJAN, A., PYTHAL, C. (1999)
A preliminary investigation on the parasites of wild animals at the Zoological Garden, Thiruvananthapuram, Kerala.
Zoos Print J 14(12): 159–164.
<http://dx.doi.org/10.11609/JoTT.ZPJ.14.12.159-64>
- ❖ VARADHARAJAN, A., KANDASAMY, A. (2000)
A survey of gastro-intestinal parasites of wild animals in captivity in the V.O.C. Park and Mini Zoo, Coimbatore.
Zoos Print J 15(5):257–258.
- ❖ VENDL, C., BEVERIDGE, I. (2014)
Estimations of Species Richness in The Complex Communities of Nematode Parasites Found in The Stomachs of Kangaroos and Wallabies (Family Macropodidae).
Transactions of the Royal Society of South Australia 138, 105–112.
<https://doi.org/10.1080/03721426.2014.10887194>
- ❖ VEROCAI *et al.* (2014)
Resurrection and redescription of Varestrostrongylus alces (Nematoda: Protostrongylidae), a lungworm of the Eurasian moose (Alces alces), with report on associated pathology.
Parasites & Vectors 7 : 557, 21 p.
<https://doi.org/10.1186/s13071-014-0557-8>
- ❖ VetAgro Sup, Laboratoire de Parasitologie (Page consultée le 20 mars 2018)
Coproscope parasitaire [en ligne]
URL: <http://www2.vetagro-sup.fr/etu/copro/>
- ❖ VIDYA, T.N., SUKUMAR, R. (2002)
The effect of some ecological factors on the intestinal parasite loads of the Asian elephant (Elephas maximus) in southern India.
Journal of biosciences 27, 521–528.
- ❖ VITOVEC, J., KOTRLA, B., HAJI, H., HAYLES, L.B. (1984)
Fatal infection of an elephant calf caused by the trematode Protofasciola robusta (Lorenz, 1881) in Somaliland.
Zoonoses and Public Health 31, 597–602.
- ❖ VUYLSTEKE, C. (1935)
Étude de quelques nématodes parasites de l'éléphant.
Revue de Zoologie et de Botanique Africaines 27, 319–325.
- ❖ WAHID, S. (1964)
A Preliminary Revision of the Genus Pharyngostromylus Yorke and Maplestone, 1926.
J. Helminthol. 38, 181–190.
<https://doi.org/10.1017/S0022149X00033733>
- ❖ WINTER, H. (1958)
Gastric Strongyloidosis in Kangaroos.
Aust. Vet. J. 34, 118–120.
<https://doi.org/10.1111/j.1751-0813.1958.tb08354.x>

- ❖ WITENBERG, G. (1925)
Notes on Strongylidae of Elephants.
Parasitology 17, 284–294.
<https://doi.org/10.1017/S0031182000004728>

- ❖ WOODBURY, M.R., COPELAND, S., WAGNER, B., FERNANDO, C., HILL, J.C., CLEMENCE, C. (2012)
Toxocara vitulorum in a bison (Bison bison) herd from western Canada.
Can Vet J 2012 ;53 :791–794.

- ❖ YAKIMOFF, W.L. (1934)
Two New Species of Coccidia: Eimeria n.sp. of The Eland (Orias canna), and Eimeria peruviana n.sp. of the Llama (Lama glama).
Parasitology 26, 510–511.
<https://doi.org/10.1017/S0031182000023829>

- ❖ YAMINI, B., VAN VEEN, T.W.S. (1988)
Schistosomiasis and Nutritional Myopathy in a Brazilian Tapir (Tapirus terrestris).
Journal of Wildlife Diseases 24, 703–707.
<https://doi.org/10.7589/0090-3558-24.4.703>

- ❖ YOUNG, K.E., JENSEN, J.M., CRAIG, T.M. (2000)
Evaluation of anthelmintic activity in captive wild ruminants by fecal egg reduction tests and a larval development assay.
Journal of Zoo and Wildlife Medicine 31, 348–352.
[https://doi.org/10.1638/1042-7260\(2000\)031\[0348:EOAAIC\]2.0.CO;2](https://doi.org/10.1638/1042-7260(2000)031[0348:EOAAIC]2.0.CO;2)

- ❖ ZHANG, S.-Y., WEI, M.-X., ZHOU, Z.-Y., YU, J.-Y., SHI, X.-Q. (2000)
Prevalence of antibodies to Toxoplasma gondii in the sera of rare wildlife in the Shanghai Zoological Garden, People's Republic of China.
Parasitology International 49, 171–174.
[https://doi.org/10.1016/S1383-5769\(00\)00041-6](https://doi.org/10.1016/S1383-5769(00)00041-6)

- ❖ ZIEGER, U., CAULDWELL, A.E., BOOMKER, J.D.F., HORAK, I.G. (1998)
Helminths and bot fly larvae of wild ungulates on a game ranch in Central Province, Zambia.
Onderstepoort J. Vet. Res., 65:137–141.

- ❖ ZUMPT, F. (1964)
Parasites of the white and black rhinoceroses.
The Lammergeyer 3(1), 59–70.

ANNEXES

Annexe 1. Liste des parasites internes des Bovidés observables par coproscopie.....	207
Annexe 2. Liste des parasites internes des Camélidés observables par coproscopie.....	227
Annexe 3. Liste des parasites internes des Cervidés observables par coproscopie.....	236
Annexe 4. Liste des parasites internes des Eléphantidés observables par coproscopie.....	249
Annexe 5. Liste des parasites internes des Equidés observables par coproscopie.....	256
Annexe 6. Liste des parasites internes des Giraffidés observables par coproscopie.....	264
Annexe 7. Liste des parasites internes des Hippopotamidés observables par coproscopie.....	269
Annexe 8. Liste des parasites internes des Macropodidés observables par coproscopie.....	271
Annexe 9. Liste des parasites internes des Rhinocérotidés observables par coproscopie.....	283
Annexe 10. Liste des parasites internes des Tapiridés observables par coproscopie.....	289
Annexe 11. Traitements antiparasitaires utilisés au cours de l'étude.....	293
Annexe 12. Fiche de prélèvement envoyées aux parcs animaliers.....	300
Annexe 13. Fiche de résultats envoyées au parcs animaliers.....	302

Annexe 1. Liste des parasites internes des Bovidés observables par coproscopie

<i>Fischoederius cobboldi</i>	Paramphistomatoidea		Asie	Taylor <i>et al.</i> 2007
<i>Fischoederius elongatus</i>	Paramphistomatoidea		Asie	Chowdhury 2001, Taylor <i>et al.</i> 2007
<i>Gastrothylax crumenifer</i>	Paramphistomatoidea		Cosmopolite	Taylor <i>et al.</i> 2007
<i>Gongylonema verrucosum</i>	Spiruroidea		Cosmopolite	Chowdhury 2001, Taylor <i>et al.</i> 2007
<i>Haemonchus bedforti</i>	Trichostrongyloidea		Afrique	Anderson 2000, Pester <i>et al.</i> 1974, Van Wyk <i>et al.</i> 2011
<i>Haemonchus bubalis</i>	Trichostrongyloidea		Asie	Chowdhury 2001
<i>Haemonchus contortus</i>	Trichostrongyloidea	62-95x36-50 (Thienpont <i>et al.</i> 2003)	Cosmopolite (Zoos)	Ajibade 2010, Anderson 2000, Canavan 1929, Chowdhury 2001, Lichtenfels <i>et al.</i> 2002, Thienpont <i>et al.</i> 2003
<i>Haemonchus krugeri</i>	Trichostrongyloidea		Afrique du Sud	Van Wyk <i>et al.</i> 2011
<i>Haemonchus mitchelli</i>	Trichostrongyloidea		Afrique du Sud	Bandin 2004, Lichtenfels <i>et al.</i> 2002
<i>Haemonchus placei</i>	Trichostrongyloidea		Amérique du Nord, Asie	Anderson 2000, Chowdhury 2001, Lichtenfels <i>et al.</i> 2002
<i>Haemonchus sp.</i>	Trichostrongyloidea		Inde	Dharmarajan <i>et al.</i> 2005
<i>Haemonchus vegliai</i>	Trichostrongyloidea		Afrique du Sud	Boomker <i>et al.</i> 1989
<i>Impalaia nudicollis</i>	Trichostrongyloidea	60x32	Afrique, Inde	Pester <i>et al.</i> 1974, Taylor <i>et al.</i> 2007
<i>Impalaia tuberculata</i>	Trichostrongyloidea	60x32	Inde, Afrique du Sud	Taylor <i>et al.</i> 2007, Van Wyk <i>et al.</i> 2011
<i>Liorchis scotiae</i>	Paramphistomatoidea		Europe	Panayatova-Pencheva 2013

Annexe 1. Liste des parasites internes des Bovidés observables par coproscopie

<i>Marshallagia marshalli</i>	Trichostrongyloidea		Commun	Chowdhury 2001
<i>Marshallagia spp.</i>	Trichostrongyloidea	150-180x80-120	Commun (Zoos)	Beugnet <i>et al.</i> 2004, Fagiolini <i>et al.</i> 2010
<i>Mecistocirrus digitatus</i>	Trichostrongyloidea	95-132x45-63 (Fernando 1965)	Régions tropicales	Fernando 1965, Taylor <i>et al.</i> 2007
<i>Mecistocirrus sp.</i>	Trichostrongyloidea		Inde	Dharmarajan <i>et al.</i> 2005
<i>Ostertagia accidentalis</i>	Trichostrongyloidea		Amérique du Nord	Chowdhury 2001
<i>Ostertagia bisonis</i>	Trichostrongyloidea		Amérique du Nord	Becklund <i>et al.</i> 1967, Samuel <i>et al.</i> 2001
<i>Ostertagia bullosa</i>	Trichostrongyloidea		Amérique du Nord	Chowdhury 2001
<i>Ostertagia/Teladorsagia circumcincta</i>	Trichostrongyloidea	80-100x40-50 (Anderson 2000)	Cosmopolite (Zoos)	Anderson 2000, Chowdhury 2001, Goosens <i>et al.</i> 2006, Kock 1986, Obanda 2015, Taylor <i>et al.</i> 2007
<i>Ostertagia leptospicularis/crimensis</i>	Trichostrongyloidea		Europe	Chowdhury 2001, Taylor <i>et al.</i> 2007
<i>Ostertagia harrisi</i>	Trichostrongyloidea		Espagne	Ortiz <i>et al.</i> 2001
<i>Ostertagia lyrata / Grosspiculagia lyrata</i>	Trichostrongyloidea		Amérique du Nord	Chowdhury 2001
<i>Ostertagia occidentalis</i>	Trichostrongyloidea		Amérique du Nord, Europe (rare)	Chowdhury 2001
<i>Ostertagia orloffii</i>	Trichostrongyloidea		Amérique du Nord	Chowdhury 2001
<i>Ostertagia ostertagi/lyrata/Skrjabinema lyrata</i>	Trichostrongyloidea	70-84x40-50 (Anderson 2000)	Commun	Anderson 2000, Chowdhury 2001, Taylor <i>et al.</i> 2007
<i>Ostertagia spp.</i>	Trichostrongyloidea		Amérique du Nord, Europe (Zoos)	Mikolon <i>et al.</i> 1994, Panayatova-Pencheva 2013
<i>Ostertagia trifurcata</i>	Trichostrongyloidea		Amérique du Nord,	Chowdhury 2001

Annexe 1. Liste des parasites internes des Bovidés observables par coproscopie

210	<i>Parabronema skrjabini</i>	Spiruroidea		Europe Afrique, Asie, Méditerranée	Taylor <i>et al.</i> 2007, Troncy <i>et al.</i> 1973
	<i>Parabronema sp.</i> <i>Paramphistomum cervi/explanatum</i>	Spiruroidea Paramphistomatoidea	125-180x73-103 (Thienpont <i>et al.</i> 2003)	Afrique du Sud Commun	Boomker <i>et al.</i> 1989 Bowman 2009, Chowdhury 2001, Taylor <i>et al.</i> 2007, Thienpont <i>et al.</i> 2003
	<i>Paramphistomum gotoi</i> <i>Paramphistomum microbothrium/ microbothrioides</i> <i>Paramphistomum sp.</i>	Paramphistomatoidea Paramphistomatoidea Paramphistomatoidea	130x69 (Herd et Hull 1981)	Asie, Amérique du Nord	Chowdhury 2001 Herd et Hull 1981, Taylor <i>et al.</i> 2007
	<i>Paramphistomum streptocoelium</i> <i>Physocephalus sexalatus</i>	Paramphistomatoidea Spiruroidea	31-45x12-26	Europe, Bangladesh (Zoos)	Panayatova-Pencheva 2013, Rahman <i>et al.</i> 2014 Taylor <i>et al.</i> 2007
	<i>Pseudostertagia bullosa</i> <i>Skrjabinagia kolchida</i> <i>Spiculopteragia/Apteragia böhmi</i>	Trichostrongyloidea Trichostrongyloidea Trichostrongyloidea		Amérique du Nord	Anderson 2000, Gibbons <i>et al.</i> 2010 Chowdhury 2001 Chowdhury 2001 Chowdhury 2001, Taylor <i>et al.</i> 2007
	<i>Spiculopteragia/Rinadia mathevossiani</i> <i>Spiculopteragia spiculoptera</i>	Trichostrongyloidea Trichostrongyloidea		Commun Rare Commun	Taylor <i>et al.</i> 2007 Chowdhury 2001, Taylor <i>et al.</i> 2007
	<i>Teladorsagia davtiani</i>	Trichostrongyloidea		Commun	Chowdhury 2001, Ortiz <i>et al.</i> 2001
	<i>Trichostrongylus axei</i>	Trichostrongyloidea		Cosmopolite	Anderson 2000, Chowdhury 2001, Taylor <i>et al.</i> 2007, Thornton <i>et al.</i> 1973

Annexe 1. Liste des parasites internes des Bovidés observables par coproscopie

	<i>Trichostrongylus falculatus</i> <i>Trichostrongylus pietersei</i> <i>Trichostrongylus probolurus</i> <i>Trichostrongylus retortaeformis</i> <i>Trichostrongylus skrjabini</i> <i>Trichostrongylus spp.</i>	Trichostrongyloidea Trichostrongyloidea Trichostrongyloidea Trichostrongyloidea Trichostrongyloidea Trichostrongyloidea	90-100x40-50	Afrique du Sud Afrique du Sud Arabie Saoudite, Espagne, Afrique Belgique (Zoos) Mondiale Mondiale	Boomker <i>et al.</i> 1989 Boomker <i>et al.</i> 1989 Mohammed <i>et al.</i> 2012, Ortiz <i>et al.</i> 2001 Goosens <i>et al.</i> 2005a Anderson 2000 Anderson 2000, Beugnet <i>et al.</i> 2004
Intestin grêle	<i>Ascaris lumbricoides</i> <i>Ascaris spp.</i> <i>Agriostomum gorgonis</i> <i>Agriostomum vryburgi</i> <i>Avitellina centripunctata</i> <i>Avitellina spp.</i> <i>Bunostomum phlebotomum</i> <i>Bunostomum trigonocephalum</i> <i>Capillaria bovis</i> <i>Capillaria/Aonchotheca spp.</i>	Ascaridoidea Ascaridoidea Ancylostomatoidea Ancylostomatoidea Anoplocephalidae Anoplocephalidae Ancylostomatoidea Ancylostomatoidea Trichinelloidea Trichinelloidea	130-190x60-90 20-45 (Taylor <i>et al.</i> 2007) 79-117x47-70 (Anderson 2000) 80-93x47-65 (Anderson 2000) 45-50x22-25 (Taylor <i>et al.</i> 2007) 45-50x22-25 (Thienpont <i>et al.</i>	Ethiopie, Inde Afrique du Sud Asie, Amérique du Sud Afrique, Asie, Europe Afrique du Sud Europe (rare en faune sauvage) Mondiale Commun Europe, Turquie (Zoos)	Ajibade 2010 Bogale <i>et al.</i> 2014, Thawait <i>et al.</i> 2014 Boomker <i>et al.</i> 1989, Van Wyk <i>et al.</i> 2011 Taylor <i>et al.</i> 2007 Chowdhury 2001, Taylor <i>et al.</i> 2007, Zieger <i>et al.</i> 1998 Boomker <i>et al.</i> 1989, Van Wyk <i>et al.</i> 2011 Anderson 2000, Chowdhury 2001, Taylor <i>et al.</i> 2007 Anderson 2000, Chowdhury 2001, Taylor <i>et al.</i> 2007 Chowdhury 2001, Taylor <i>et al.</i> 2007 Foreyt 2001, Goosens 2005, Gurler <i>et al.</i> 2010,

Annexe 1. Liste des parasites internes des Bovidés observables par coproscopie

	<i>Cooperia bisonis</i> <i>Cooperia connochaeti</i> <i>Cooperia curticei</i>	Trichostrongyloidea Trichostrongyloidea Trichostrongyloidea	2003) 70-82x35-41 (Anderson 2000)	Amérique du Nord Afrique du Sud Mondiale	Kvapil <i>et al.</i> 2017, Thienpont <i>et al.</i> 2003 Chowdhury 2001 Van Wyk <i>et al.</i> 2011 Anderson 2000, Taylor <i>et al.</i> 2007, Van Wyk <i>et al.</i> 2011
	<i>Cooperia fuelleborni</i>	Trichostrongyloidea	65-72x35 (Anderson 2000)	Afrique	Anderson 2000, Boomker <i>et al.</i> 1989, Van Wyk <i>et al.</i> 2011
	<i>Cooperia hungi</i> <i>Cooperia onchophora</i>	Trichostrongyloidea Trichostrongyloidea	80-89x40-45 (Anderson 2000)	Afrique du Sud Mondiale (peu fréquent)	Boomker <i>et al.</i> 1989 Anderson 2000, Chowdhury 2001, Taylor <i>et al.</i> 2007
	<i>Cooperia pectinata</i>	Trichostrongyloidea		Mondiale (fréquent)	Anderson 2000, Chowdhury 2001, Taylor <i>et al.</i> 2007
	<i>Cooperia punctata</i>	Trichostrongyloidea	79x36 (Anderson 2000)	Mondiale	Anderson 2000, Taylor <i>et al.</i> 2007
	<i>Cooperia rotundispiculum</i> <i>Cooperia surnabada/mcmasteri</i>	Trichostrongyloidea Trichostrongyloidea		Zambie Mondiale	Zieger <i>et al.</i> 1998 Chowdhury 2001, Taylor <i>et al.</i> 2007
	<i>Cooperia yoshidai</i>	Trichostrongyloidea		Afrique du Sud	Boomker <i>et al.</i> 1989, Van Wyk <i>et al.</i> 2011
	<i>Cooperioides antidorca</i> <i>Cooperioides hamiltoni</i>	Trichostrongyloidea Trichostrongyloidea		Kenya Afrique du Sud	Pester <i>et al.</i> 1974 Anderson 2000, Van Wyk <i>et al.</i> 2011
	<i>Cooperioides hepaticae</i>	Trichostrongyloidea		Asie, Afrique du Sud	Anderson 2000, Van Wyk <i>et al.</i> 2011

Annexe 1. Liste des parasites internes des Bovidés observables par coproscopie

213	<i>Cooperioides sp.</i>	Trichostrongyloidea		Kenya	Pester <i>et al.</i> 1974
	<i>Cotylophoron cotylophorum</i>	Paramphistomatoidea		Mondiale	Chowdhury 2001
	<i>Cryptosporidium parvum</i>	Cryptosporidiidae	4,6-5,4x3,8-4,7 (Taylor <i>et al.</i> 2007)	Cosmopolite (Zoos)	Alves <i>et al.</i> 2003, Delgado <i>et al.</i> 2003, Gómez <i>et al.</i> 1996, Taylor <i>et al.</i> 2007
	<i>Cryptosporidium spp.</i>	Cryptosporidiidae		Mondiale (Zoos)	Fagiolini <i>et al.</i> 2010, Fayer 1986, Gracenea <i>et al.</i> 2002, Heuschele <i>et al.</i> 1986, Lim <i>et al.</i> 2008
	<i>Eimeria alabamensis</i>	Eimeriidae	13-24x11-16	Mondiale (Europe ++)	Dorchies <i>et al.</i> 2012, Taylor <i>et al.</i> 2007
	<i>Eimeria auburnensis</i>	Eimeriidae	32-46x20-25 (Beugnet <i>et al.</i> 2004)	Mondiale	Beugnet <i>et al.</i> 2004, Foreyt 2001, Prasad 1960, Taylor <i>et al.</i> 2007
	<i>Eimeria bareillyi</i>	Eimeriidae	24-35x15-25	Asie, Europe	Taylor <i>et al.</i> 2007
	<i>Eimeria bovis</i>	Eimeriidae	23-34x17-23	Mondiale	Dorchies <i>et al.</i> 2012, Foreyt 2001, Taylor <i>et al.</i> 2007
	<i>Eimeria bukidnonensis</i>	Eimeriidae		Mondiale	Taylor <i>et al.</i> 2007
	<i>Eimeria ellipsoidalis</i>	Eimeriidae	20-26x13-17	Mondiale	Dorchies <i>et al.</i> 2012, Taylor <i>et al.</i> 2007
<i>Eimeria zuernii</i>	Eimeriidae	12-29x10-21 (Levine et Ivens 1970)	Mondiale	Dorchies <i>et al.</i> 2012, Foreyt 2001, Levine et Ivens 1970, Taylor <i>et al.</i> 2007	
<i>Gaigeria pachyscelis</i>	Ancylostomatoidea	108-115x58-61	Afrique, Inde, Amérique du Sud	Anderson 2000, Taylor <i>et al.</i> 2007, Zieger <i>et al.</i> 1998	

Annexe 1. Liste des parasites internes des Bovidés observables par coproscopie

	<i>Giardia duodenalis</i>	Diplomonadidae	8-12x7-10 (Taylor <i>et al.</i> 2007)	Mondiale (Zoos)	Beck <i>et al.</i> 2011, Taylor <i>et al.</i> 2007
	<i>Impalaia tuberculata</i>	Trichostrongyloidea		Afrique du Sud	Boomker <i>et al.</i> 1989, Van Wyk <i>et al.</i> 2011
	<i>Longistrongylus meyeri</i>	Trichostrongyloidea		Kenya	Pester <i>et al.</i> 1974, Van Wyk <i>et al.</i> 2011
	<i>Longistrongylus sabie</i>	Trichostrongyloidea		Afrique du Sud	Boomker <i>et al.</i> 1989
	<i>Moniezia benedeni</i>	Anoplocephalidae	80-90 (Thienpont <i>et al.</i> 2003)	Commun	Chowdhury 2001, Foreyt 2001, Taylor <i>et al.</i> 2007, Thienpont <i>et al.</i> 2003
	<i>Moniezia expansa</i>	Anoplocephalidae	50-60 (Thienpont <i>et al.</i> 2003)	Commun	Chowdhury 2001, Thienpont <i>et al.</i> 2003
	<i>Moniezia planissima</i>	Anoplocephalidae		Amérique du Nord	Chowdhury 2001
	<i>Moniezia spp.</i>	Anoplocephalidae		Mondiale (Zoos)	Atanaskova <i>et al.</i> 2011, Aviruppola <i>et al.</i> 2016, Bogale <i>et al.</i> 2014, Bowman 2009, Gurler <i>et al.</i> 2010
	<i>Nematodirella alcides</i>	Trichostrongyloidea		Amérique du Nord	Chowdhury 2001
	<i>Nematodirella antilocaprae</i>	Trichostrongyloidea		Amérique du Nord	Chowdhury 2001, Samuel <i>et al.</i> 2001
	<i>Nematodirella longispiculata</i>	Trichostrongyloidea		Amérique du Nord	Chowdhury 2001
	<i>Nematodirella spiculata</i>	Trichostrongyloidea		Amérique du Nord	Chowdhury 2001
	<i>Nematodirus abnormalis</i>	Trichostrongyloidea	190-246x80-118 (Anderson 2000)	Amérique du Nord, Europe	Anderson 2000, Chowdhury 2001
	<i>Nematodirus archari</i>	Trichostrongyloidea		Amérique du Nord	Chowdhury 2001
	<i>Nematodirus battus</i>	Trichostrongyloidea	152-182x67-77 (Anderson 2000)	Peu fréquent	Anderson 2000, Chowdhury 2001

Annexe 1. Liste des parasites internes des Bovidés observables par coproscopie

215	<i>Nematodirus becklundi</i>	Trichostrongyloidea		Amérique du Nord	Samuel <i>et al.</i> 2001
	<i>Nematodirus chabaudi</i>	Trichostrongyloidea		France	Chowdhury 2001
	<i>Nematodirus davtiani</i>	Trichostrongyloidea		Amérique du Nord, Italie	Chowdhury 2001
	<i>Nematodirus europaeus</i>	Trichostrongyloidea		Europe (peu fréquent)	Chowdhury 2001
	<i>Nematodirus filicollis</i>	Trichostrongyloidea	134-168x71-87 (Anderson 2000)	Cosmopolite (Zoos)	Anderson 2000, Chowdhury 2001, Goosens <i>et al.</i> 2006, Kock 1986, Taylor <i>et al.</i> 2007
	<i>Nematodirus helvetianus</i>	Trichostrongyloidea	185-245x92-113 (Anderson 2000)	Très répandu (Zoos)	Anderson 2000, Chowdhury 2001, Kock 1986, Taylor <i>et al.</i> 2007
	<i>Nematodirus hugonnebae</i>	Trichostrongyloidea		Italie	Chowdhury 2001
	<i>Nematodirus ibicis</i>	Trichostrongyloidea		Italie	Chowdhury 2001
	<i>Nematodirus lanceolatus</i>	Trichostrongyloidea		Amérique du Nord	Chowdhury 2001
	<i>Nematodirus maculosus</i>	Trichostrongyloidea		Amérique du Nord	Chowdhury 2001
	<i>Nematodirus odocolei</i>	Trichostrongyloidea		Amérique du Nord	Chowdhury 2001
	<i>Nematodirus oratianus</i>	Trichostrongyloidea		Amérique du Nord	Chowdhury 2001
	<i>Nematodirus roscidus</i>	Trichostrongyloidea		Très répandu	Chowdhury 2001
	<i>Nematodirus rupicaprae</i>	Trichostrongyloidea		France, Italie	Chowdhury 2001
<i>Nematodirus spathiger</i>	Trichostrongyloidea	181-230x91-107 (Anderson 2000)	Cosmopolite	Anderson 2000, Boomker <i>et al.</i> 1989, Chowdhury 2001, Flach <i>et al.</i> 1987-1991, Taylor <i>et al.</i> 2007	
<i>Nematodirus spp.</i>	Trichostrongyloidea		Amérique du Nord, Europe (Zoos), Afrique	Bogale <i>et al.</i> 2014, Chowdhury 2001, Fagiolini <i>et al.</i> 2010, Geraghty <i>et al.</i> 1981,	

Annexe 1. Liste des parasites internes des Bovidés observables par coproscopie

<i>Paracooperia lerouxi</i>	Trichostrongyloidea		Kenya	Goosens <i>et al.</i> 2005
<i>Paracooperia raphicerci</i>	Trichostrongyloidea		Kenya	Pester <i>et al.</i> 1974
<i>Paracooperia serrata</i>	Trichostrongyloidea		Kenya	Pester <i>et al.</i> 1974
<i>Stilesia globipunctata</i>	Anoplocephalidae		Afrique, Asie, Europe	Pester <i>et al.</i> 1974
<i>Strongyloides papillosus</i>	Rhabditoidea	47-65x25-26 (Thienpont <i>et al.</i> 2003)	Mondiale	Chowdhury 2001, Taylor <i>et al.</i> 2007
<i>Strongyloides spp.</i>	Rhabditoidea	50x22 (Foreyt 2001)	Mondiale (Zoos)	Anderson 2000, Boomker <i>et al.</i> 1989, Chowdhury 2001, Foreyt 2001, Nakamura <i>et al.</i> 1994, Taylor <i>et al.</i> 2007, Thienpont <i>et al.</i> 2003
<i>Toxocara vitulorum</i>	Ascaridoidea	75-95x60-74 (Taylor <i>et al.</i> 2007)	Commun	Aviruppola <i>et al.</i> 2016, Bogale <i>et al.</i> 2014, Chauhan <i>et al.</i> 1973, Foreyt 2001, Kock 1986
<i>Trichostrongylus askivali</i>	Trichostrongyloidea		Très répandu	Anderson 2000, Goosens <i>et al.</i> 2007, Taylor <i>et al.</i> 2007, Woodbury <i>et al.</i> 2012
<i>Trichostrongylus capricola</i>	Trichostrongyloidea		Très répandu (Zoos)	Chowdhury 2001
<i>Trichostrongylus colubriformis/instabilis</i>	Trichostrongyloidea	79-101x39-47 (Anderson 2000)	Cosmopolite	Chowdhury 2001, Panayatova-Pencheva 2013
<i>Trichostrongylus deflexus</i>	Trichostrongyloidea		Afrique du Sud	Anderson 2000, Chowdhury 2001, Flach <i>et al.</i> 1991
<i>Trichostrongylus instabilis</i>	Trichostrongyloidea		Afrique du Suf	Van Wyk <i>et al.</i> 2011

Annexe 1. Liste des parasites internes des Bovidés observables par coproscopie

	<i>Trichostrongylus longispicularis</i> <i>Trichostrongylus probolurus</i>	Trichostrongyloidea Trichostrongyloidea		Mondiale Kenya, Etats-Unis	Taylor <i>et al.</i> 2007 Pester <i>et al.</i> 1974, Thornton <i>et al.</i> 1973
	<i>Trichostrongylus retortaeformis</i> <i>Trichostrongylus rugatus</i>	Trichostrongyloidea Trichostrongyloidea		Belgique (Zoos) Afrique, Australie, Amérique du Nord	Goosens <i>et al.</i> 2006 Anderson 2000, Boomker <i>et al.</i> 1989, Chowdhury 2001
	<i>Trichostrongylus spp.</i>	Trichostrongyloidea	90-100x40-50 (Beugne <i>et al.</i> 2004)	Mondiale (Zoos)	Beugnet <i>et al.</i> 2004, Chowdhury 2001, Dharmarajan <i>et al.</i> 2005, Kock 1986
	<i>Trichostrongylus vitrinus</i>	Trichostrongyloidea	93-118x41-52 (Anderson 2000)	Régions tempérées (Zoo)	Anderson 2000, Kock 1986, Taylor <i>et al.</i> 2007
217	Caecum/Côlon <i>Agriostomum gorgonis</i> <i>Balantidium coli</i>	Ancylostomatoidea Balantidiidae	Kyste : 40-60 Trophozoïte : 300 (Taylor <i>et al.</i> 2007)	Kenya Mondiale (Zoo)	Pester <i>et al.</i> 1974 Rahman <i>et al.</i> 2014, Taylor <i>et al.</i> 2007
	<i>Chabertia ovina</i>	Strongyloidea	90-100x53-59 (Anderson 2000)	Mondiale	Anderson 2000, Chowdhury 2001, Patrelle <i>et al.</i> 2014, Taylor <i>et al.</i> 2007
	<i>Eimeria alabamensis</i>	Eimeriidae	13-24x11-16 (Dorchies <i>et al.</i> 2012)	Mondiale	Dorchies <i>et al.</i> 2012, Prasad 1960, Taylor <i>et al.</i> 2007
	<i>Eimeria alpina</i>	Eimeriidae	10-14		Levine et Ivens 1970
	<i>Eimeria ankarensis</i>	Eimeriidae	32-43x25-29	Turquie	Taylor <i>et al.</i> 2007
	<i>Eimeria antilocaprae</i>	Eimeriidae	25-35x21-30		Levine et Ivens 1970
	<i>Eimeria antilocervi</i>	Eimeriidae	28-34x12-16		Levine et Ivens 1970
<i>Eimeria arloingi/aemula</i>	Eimeriidae	22-36x16-26		Levine et Ivens 1970, Prasad 1960	
<i>Eimeria ahsata</i>	Eimeriidae	29-44x17-30		Levine et Ivens 1970	

Annexe 1. Liste des parasites internes des Bovidés observables par coproscopie

	<i>Eimeria arkhari</i>	Eimeriidae	20-24x18-20		Levine et Ivens 1970
	<i>Eimeria azerbaidshanic</i>	Eimeriidae	45x22		Levine et Ivens 1970
	<i>Eimeria bareillyi</i>	Eimeriidae	26-35x19-25		Levine et Ivens 1970
	<i>Eimeria bohmi</i>	Eimeriidae			Prasad 1960
	<i>Eimeria bovis</i>	Eimeriidae	23-34x17-23 (Dorchies <i>et al.</i> 2012)	Mondiale (Zoos)	Dorchies <i>et al.</i> 2012, Pauling <i>et al.</i> 2016, Taylor <i>et al.</i> 2007
	<i>Eimeria brasiliensis</i>	Eimeriidae	33-43x24-30 (Dorchies <i>et al.</i> 2012)	Mondiale	Dorchies <i>et al.</i> 2012, Prasad 1960, Taylor <i>et al.</i> 2007
	<i>Eimeria bukidonensis</i>	Eimeriidae	43-54x29-39 (Levine et Ivens 1970)	Mondiale	Prasad 1960, Levine et Ivens 1970, Taylor <i>et al.</i> 2007
	<i>Eimeria canadensis</i>	Eimeriidae	28-37x20-27 (Dorchies <i>et al.</i> 2012)	Mondiale (Zoo)	Dorchies <i>et al.</i> 2012, Fagiolini <i>et al.</i> 2010, Taylor <i>et al.</i> 2007
	<i>Eimeria canna</i>	Eimeriidae	23-34x16-20 (Levine et Ivens 1970)		Hussein <i>et al.</i> 1992, Levine et Ivens 1970, Prasad 1960
	<i>Eimeria chausinghi</i>	Eimeriidae		Inde (Zoo)	Chauhan <i>et al.</i> 1973
	<i>Eimeria cheetali</i>	Eimeriidae		Inde (Zoo)	Chauhan <i>et al.</i> 1973
	<i>Eimeria chinkari</i>	Eimeriidae		Inde (Zoo)	Chauhan <i>et al.</i> 1973
	<i>Eimeria congolensis</i>	Eimeriidae		Zoo d'Edimbourg	Flach <i>et al.</i> 1991
	<i>Eimeria connochaeti</i>	Eimeriidae	20-27x13-15		Hussein <i>et al.</i> 1992, Levine et Ivens 1970
	<i>Eimeria crandallis</i>	Eimeriidae	17-28x14-22		Levine et Ivens 1970
	<i>Eimeria cylindrica</i>	Eimeriidae	16-27x12-15 (Dorchies <i>et al.</i> 2012)	Mondiale	Dorchies <i>et al.</i> 2012, Prasad 1960, Taylor <i>et al.</i> 2007
	<i>Eimeria dorcadis</i>	Eimeriidae			Hussein <i>et al.</i> 1992
	<i>Eimeria elegans</i>	Eimeriidae	23-39x16-25		Hussein <i>et al.</i> 1992, Levine et Ivens 1970, Prasad 1960

Annexe 1. Liste des parasites internes des Bovidés observables par coproscopie

<i>Eimeria ellipsoidalis</i>	Eimeriidae	20-26x13-17 (Dorchies <i>et al.</i> 2012)	Europe	Dorchies <i>et al.</i> 2012, Levine et Ivens 1970, Prasad 1960
<i>Eimeria ernsti</i>	Eimeriidae	28-37x19-25		Levine et Ivens 1970
<i>Eimeria faurei</i>	Eimeriidae	25-37x18-28		Levine et Ivens 1970, Prasad 1960
<i>Eimeria gazella</i>	Eimeriidae			Hussein <i>et al.</i> 1992
<i>Eimeria gilruthi</i>	Eimeriidae			Levine et Ivens 1970
<i>Eimeria gokaki</i>	Eimeriidae	22-31x18-25	Inde	Taylor <i>et al.</i> 2007
<i>Eimeria gorgonis</i>	Eimeriidae	20,5-26x15-18		Hussein <i>et al.</i> 1992, Levine et Ivens 1970
<i>Eimeria granulosa</i>	Eimeriidae	22-35x17-25		Levine et Ivens 1970
<i>Eimeria idmii</i>	Eimeriidae			Hussein <i>et al.</i> 1992
<i>Eimeria ildfonsoi</i>	Eimeriidae			Prasad 1960
<i>Eimeria impalae</i>	Eimeriidae	30-36x20-24		Hussein <i>et al.</i> 1992, Levine et Ivens 1970
<i>Eimeria intricata</i>	Eimeriidae	39-59x27-47		Levine et Ivens 1970
<i>Eimeria ismailovae</i>	Eimeriidae			Hussein <i>et al.</i> 1992
<i>Eimeria katagensis</i>	Eimeriidae		Zoo d'Edimbourg	Flach <i>et al.</i> 1991
<i>Eimeria kobus</i>	Eimeriidae		Zoo d'Edimbourg	Flach <i>et al.</i> 1991
<i>Eimeria macieli</i>	Eimeriidae	24-34x20-24 (Levine et Ivens 1970)	Zoo d'Edimbourg	Flach <i>et al.</i> 1991, Levine et Ivens 1970, Prasad 1960
<i>Eimeria manafovae</i>	Eimeriidae			Hussein <i>et al.</i> 1992
<i>Eimeria mirgai</i>	Eimeriidae			Hussein <i>et al.</i> 1992
<i>Eimeria montanaensis</i>	Eimeriidae	15-23x13-19	Etats-Unis	Levine et Ivens 1970
<i>Eimeria neitzi</i>	Eimeriidae			Hussein <i>et al.</i> 1992
<i>Eimeria nilgai</i>	Eimeriidae		Inde	Chauhan <i>et al.</i> 1973
<i>Eimeria ninakohl-yakimovae</i>	Eimeriidae	19-28x14-23		Levine et Ivens 1970, Prasad 1960
<i>Eimeria oreamni</i>	Eimeriidae	26-34x17-20		Levine et Ivens 1970
<i>Eimeria ovoidalis</i>	Eimeriidae	32-40x20-28	Inde	Taylor <i>et al.</i> 2007
<i>Eimeria ovina</i>	Eimeriidae	23-36x16-24		Levine et Ivens 1970

Annexe 1. Liste des parasites internes des Bovidés observables par coproscopie

<i>Eimeria parva</i>	Eimeriidae	12-23x10-19	Europe	Levine et Ivens 1970 Dorchies <i>et al.</i> 2012, Prasad 1960
<i>Eimeria pellita</i>	Eimeriidae	36-41x26-30		
<i>Eimeria rheemi</i>	Eimeriidae	20-34x18-30	Arabie Saoudite	Hussein <i>et al.</i> 1992 Levine et Ivens 1970 Levine et Ivens 1970, Prasad 1960
<i>Eimeria riedmuelleri</i>	Eimeriidae	15-23x14-22		
<i>Eimeria rupicaprae</i>	Eimeriidae	18-32,5x13-27		
<i>Eimeria saiga</i>	Eimeriidae	27-32x28-34	Mondiale (Zoos)	Hussein <i>et al.</i> 1992, Levine et Ivens 1970 Hussein <i>et al.</i> 1992 Prasad 1960 Heuschele <i>et al.</i> 1986, Kvapil <i>et al.</i> 2017, Singh <i>et al.</i> 2006
<i>Eimeria sajanica</i>	Eimeriidae	18-23x16,5-20		
<i>Eimeria saudiensis</i> <i>Eimeria smithi</i> <i>Eimeria spp.</i>	Eimeriidae Eimeriidae Eimeriidae			
<i>Eimeria subspherica</i>	Eimeriidae	9-14x8-13 (Dorchies <i>et al.</i> 2012)	Mondiale	Dorchies <i>et al.</i> 2012, Prasad 1960, Taylor <i>et al.</i> 2007
<i>Eimeria suppereri</i>	Eimeriidae	43-49x32-37	Inde	Levine et Ivens 1970 Hussein <i>et al.</i> 1992, Levine et Ivens 1970 Hussein <i>et al.</i> 1992 Hussein <i>et al.</i> 1992
<i>Eimeria talboti</i>	Eimeriidae	35-38x22-28		
<i>Eimeria tatarica</i>	Eimeriidae	34-49x20-28	Inde	Prasad 1960, Taylor <i>et al.</i> 2007 Hussein <i>et al.</i> 1992, Levine et Ivens 1970, Prasad 1960, Yakimoff 1934
<i>Eimeria tekenovae</i>	Eimeriidae			
<i>Eimeria thianethi</i>	Eimeriidae			
<i>Eimeria truffittae</i>	Eimeriidae	21-24x15-19 (Levine et Ivens 1970)	Mondiale	Hussein <i>et al.</i> 1992, Levine et Ivens 1970 Prasad 1960, Yakimoff 1934
<i>Eimeria walleri</i>	Eimeriidae	27-30x22-25		
<i>Eimeria wyomingensis</i>	Eimeriidae	37-45x26-31	Mondiale	Dorchies <i>et al.</i> 2012,

Annexe 1. Liste des parasites internes des Bovidés observables par coproscopie

	<i>Eimeria yakimoffmatschoulskyi</i> <i>Eimeria yakimovi</i>	Eimeriidae Eimeriidae	(Dorchies <i>et al.</i> 2012) 23-36,5x18-26 32-41x22-29 (Levine et Ivens 1970)	Inde (Zoo)	Prasad 1960, Taylor <i>et al.</i> 2007 Levine et Ivens 1970 Chauhan <i>et al.</i> 1973, Levine et Ivens 1970
	<i>Eimeria zuernii</i>	Eimeriidae	12-29x10-21 (Levine et Ivens 1970)	Mondiale (Zoos)	Pauling <i>et al.</i> 2016, Levine et Ivens 1970, Taylor <i>et al.</i> 2007
	<i>Eimeria zurnabadensis</i> <i>Homalogaster paloniae</i> <i>Isoospora gryphoni</i> <i>Oesophagostomum asperum</i>	Eimeriidae Paramphistomatoidea Eimeriidae Strongyloidea		Asie, Australie Etats-Unis (Zoos) Europe (rare)	Prasad 1960 Taylor <i>et al.</i> 2007 Pauling <i>et al.</i> 2016 Anderson 2000, Chowdhury 2001
	<i>Oesophagostomum columbianum</i>	Strongyloidea	80-90x50-60 (Anderson 2000)	Mondiale (rare)	Anderson 2000, Chowdhury 2001, Taylor <i>et al.</i> 2007
	<i>Oesophagostomum kansuensis</i> <i>Oesophagostomum radiatum</i>	Strongyloidea Strongyloidea		Cosmopolite Cosmopolite (Zoos)	Anderson 2000 Anderson 2000, Chowdhury 2001, Goosens <i>et al.</i> 2006, Patrelle <i>et al.</i> 2014, Taylor <i>et al.</i> 2007
	<i>Oesophagostomum spp.</i>	Strongyloidea		Inde, Europe (Zoos), Etats-Unis	Dharmarajan <i>et al.</i> 2005, Panayatova-Pencheva 2013, Thornton <i>et al.</i> 1973
	<i>Oesophagostomum venulosum</i>	Strongyloidea	87-105x55-64 (Anderson 2000)	Mondiale (Zoos)	Anderson 2000, Chowdhury 2001, Panayatova-Pencheva 2013, Patrelle <i>et al.</i> 2014, Taylor <i>et al.</i> 2007
	<i>Skrjabinema ovis</i>	Oxyuroidea	55-60x32-35	Mondiale	Anderson 2000,

Annexe 1. Liste des parasites internes des Bovidés observables par coproscopie

	<p><i>Skrjabinema rupicaprae</i> <i>Skrjabinema spp.</i></p> <p><i>Stichorchis subtriquetus</i> <i>Strongylus vulgaris</i> <i>Trichuris capreoli</i> <i>Trichuris cervicaprae</i></p> <p><i>Trichuris discolor</i></p> <p><i>Trichuris globulosa</i></p> <p><i>Trichuris lani</i> <i>Trichuris leporis</i> <i>Trichuris ovis</i></p> <p><i>Trichuris skrjabini</i></p> <p><i>Trichuris spiricollis</i> <i>Trichuris spp.</i></p>	<p>Oxyuroidea Oxyuroidea</p> <p>Paramphistomatoidea Strongyloidea Trichinelloidea Trichinelloidea</p> <p>Trichinelloidea</p> <p>Trichinelloidea</p> <p>Trichinelloidea Trichinelloidea Trichinelloidea</p> <p>Trichinelloidea</p> <p>Trichinelloidea Trichinelloidea</p>	<p>(Taylor <i>et al.</i> 2007)</p> <p>70-80x30-42 (Thienpont <i>et al.</i> 2003)</p> <p>60-85x40-45 (Beugnet <i>et al.</i> 2004)</p>	<p>Commun Afrique du Sud</p> <p>Amérique du Nord Etats-Unis (Zoos) Commun Zoo de Londres, Arabie Saoudite Europe, Asie, Etats-Unis (Zoos)</p> <p>Commun (Zoo)</p> <p>Etats-Unis (Zoos) Mondiale (Zoos)</p> <p>Amérique du Nord, Belgique (Zoos) Kenya Mondiale (Zoos)</p>	<p>Chowdhury 2001, Taylor <i>et al.</i> 2007 Chowdhury 2001 Boomker <i>et al.</i> 1989, Krecek 1990 Chowdhury 2001 Pauling <i>et al.</i> 2016 Chowdhury 2001 Kock 1986, Mohammed <i>et al.</i> 2012 Chowdhury 2001, Pauling <i>et al.</i> 2016, Taylor <i>et al.</i> 2007 Chowdhury 2001, Kock 1986, Taylor <i>et al.</i> 2007 Chowdhury 2001 Pauling <i>et al.</i> 2016 Anderson 2000, Chowdhury 2001, Pauling <i>et al.</i> 2016, Taylor <i>et al.</i> 2007, Thienpont <i>et al.</i> 2003 Anderson 2000, Chowdhury 2001 Pester <i>et al.</i> 1974 Beugnet <i>et al.</i> 2004, Bogale <i>et al.</i> 2014, Canavan 1929, Chauhan <i>et al.</i> 1973, Chowdhury 2001, Foreyt 2001, Goosens <i>et al.</i> 2006, Kock 1986, Lim <i>et al.</i> 2008</p>
--	--	--	--	---	---

Annexe 1. Liste des parasites internes des Bovidés observables par coproscopie

RESPIRATOIRE					
Cavités nasales/ Pharynx	<i>Mammomonogamus/Syngamus laryngeus</i>	Strongyloidea	42-45x75-85 (Taylor <i>et al.</i> 2007)	Régions tropicales	Graber <i>et al.</i> 1971, Taylor <i>et al.</i> 2007
	<i>Mammomonogamus nasicola</i>	Strongyloidea	75,6-98x43,7-54	Régions tropicales	Graber <i>et al.</i> 1971
	<i>Mammomonogamus spp.</i>	Strongyloidea		Régions tropicales	Anderson 2000
Trachée/ Bronches	<i>Angiostrongylus cantonensis</i>	Strongyloidea		Etats-Unis (Zoos) Commun	Pauling <i>et al.</i> 2016 Chowdhury 2001, Deplazes <i>et al.</i> 2016
	<i>Dictyocaulus eckerti/noeneri</i>	Trichostrongyloidea	L1 : 295-357		Anderson 2000, Beugnet <i>et al.</i> 2004, Chowdhury 2001, Gurler <i>et al.</i> 2010, Taylor <i>et al.</i> 2007, Zieger <i>et al.</i> 1998
	<i>Dictyocaulus filaria</i>	Trichostrongyloidea	119-138x57-88 L1 : 550-585 (Anderson 2000)	Peu fréquent (Zoo)	Chowdhury 2001, Bogale <i>et al.</i> 2014, Zieger <i>et al.</i> 1998
	<i>Dictyocaulus hadweni</i> <i>Dictyocaulus spp.</i>	Trichostrongyloidea Trichostrongyloidea	82-88x32-38	Amérique du Nord Afrique	Anderson 2000, Beugnet <i>et al.</i> 2004, Chowdhury 2001, Foreyt 2001, Taylor <i>et al.</i> 2007
	<i>Dictyocaulus viviparus</i>	Trichostrongyloidea	L1 : 300-360 (Beugnet <i>et al.</i> 2004)	Mondiale (régions tempérées ++)	Anderson 2000, Beugnet <i>et al.</i> 2004, Chowdhury 2001, Foreyt 2001, Taylor <i>et al.</i> 2007
	<i>Protostrongylus hobmaieri</i> <i>Protostrongylus rufescens</i>	Metastrongyloidea Metastrongyloidea	L1 : 260-320 L1 : 320-400 (Soulsby 1965)	Europe et Asie Mondiale	Anderson 2000, Anderson 2000, Chowdhury 2001, Soulsby 1965, Taylor <i>et al.</i> 2007
	<i>Protostrongylus rushi</i> <i>Protostrongylus skrjabini</i> <i>Protostrongylus spp.</i>	Metastrongyloidea Metastrongyloidea Metastrongyloidea	L1 : 340-400x20 (Foreyt 2001)	Amérique du Nord Europe de l'Est, Asie Cosmopolite (Zoos)	Anderson 2000 Anderson 2000 Bogale <i>et al.</i> 2014, Dharmarajan <i>et al.</i> 2005, Foreyt 2001, Panayatova-Pencheva 2013, Soulsby 1965

Annexe 1. Liste des parasites internes des Bovidés observables par coproscopie

Poumons	<i>Cystocaulus ocreatus</i>	Metastrongyloidea	L1 : 340-480 (Soulsby 1965)	Fréquent	Anderson 2000, Chowdhury 2001, Soulsby 1965, Taylor <i>et al.</i> 2007
	<i>Muellerius capillaris/ minutissimus</i>	Metastrongyloidea	L1 : 250-320 (Van Wyk <i>et al.</i> 2004)	Commun	Anderson 2000, Chowdhury 2001, Foreyt 2001, Taylor <i>et al.</i> 2007, Van Wyk <i>et al.</i> 2004
	<i>Muellerius spp.</i>	Metastrongyloidea		Mondiale (Zoos)	Bogale <i>et al.</i> 2014, Dharmarajan <i>et al.</i> 2005, Gurler <i>et al.</i> 2010
	<i>Muellerius tenuispiculatus</i>	Metastrongyloidea		Europe centrale	Chowdhury 2001
	<i>Neoststrongylus linearis</i>	Metastrongyloidea	L1 : 240-350	Fréquent	Anderson 2000, Chowdhury 2001, Van Wyk <i>et al.</i> 2004
	<i>Pneumostrongylus calcaratus</i>	Metastrongyloidea	L1 : 314-341 (Anderson 2000)	Afrique	Anderson 2000, Gallivan <i>et al.</i> 1989, Heinichen 1974-1982
	<i>Pneumostrongylus cornigerus</i>	Metastrongyloidea		Afrique	Dinnik et Sachs 1968
	<i>Protostrongylus africanus</i>	Metastrongyloidea	L1 : 370-450	Afrique de l'Est	Dinnik et Sachs 1968
	<i>Protostrongylus/Spiculocaulus austriacus</i>	Metastrongyloidea		Peu fréquent	Chowdhury 2001
	<i>Protostrongylus davtiani</i>	Metastrongyloidea	L1 : 290-350	Europe et Asie	Anderson 2000
	<i>Protostrongylus etoshai</i>	Metastrongyloidea		Afrique	Dinnik et Sachs 1968
	<i>Protostrongylus frosti</i>	Metastrongyloidea		Amérique du Nord	Anderson 2000, Chowdhury 2001
	<i>Protostrongylus gazellae</i>	Metastrongyloidea		Afrique	Dinnik et Sachs 1968
	<i>Protostrongylus rufescens</i> <i>Protostrongylus rupicaprae</i>	Metastrongyloidea Metastrongyloidea	L1 : 370-400	Fréquent Europe	Chowdhury 2001 Chowdhury 2001, Panayotova-Pencheva 2008
<i>Protostrongylus rushi</i> <i>Protostrongylus stilesi</i>	Metastrongyloidea Metastrongyloidea		Amérique du Nord Amérique du Nord	Chowdhury 2001 Anderson 2000, Chowdhury 2001	

Annexe 1. Liste des parasites internes des Bovidés observables par coproscopie

	<i>Umingmakstrongylus pallikuukensis</i>	Metastrongyloidea	L1 : 396,70-467,13	Amérique : Arctique et Subarctique	Kafle <i>et al.</i> 2015
	<i>Varestrongylus capreoli</i>	Metastrongyloidea	L1 : 285-341	Europe et Asie	Anderson 2000
	<i>Varestrongylus eleguneniensis</i>	Metastrongyloidea	L1 : 355,03-393,71	Amérique du Nord	Kafle <i>et al.</i> 2015
	<i>Varestrongylus pneumaticus</i>	Metastrongyloidea	L1 : 240-280	Europe de l'Est et Asie	Anderson 2000
MUSCLES ET SYSTEME NERVEUX	<i>Parelaphostrongylus tenuis</i>	Metastrongyloidea	L1 : 310-380	Amérique du Nord	Anderson 2000, Chowdhury 2001, Nichols <i>et al.</i> 1986, Oliver <i>et al.</i> 1996, Taylor <i>et al.</i> 2007
FOIE	<i>Dicrocoelium dentriticum/lanceolatum</i>	Echinostomatoidea	36-45x22-30 (Samuel <i>et al.</i> 2001)	Mondiale (sauf Afrique du Sud et Australie)	Bowman 2009, Chowdhury 2001, Samuel <i>et al.</i> 2001, Taylor <i>et al.</i> 2007
	<i>Dicrocoelium hospes</i>	Echinostomatoidea		Afrique	Taylor <i>et al.</i> 2007
	<i>Dicrocoelium spp.</i>	Echinostomatoidea		Europe et Turquie (Zoos)	Gurler <i>et al.</i> 2010, Panayatova-Pencheva 2013
	<i>Fasciola gigantica</i>	Echinostomatoidea	170-190x90-100 (Taylor <i>et al.</i> 2007)	Mondiale	Bowman 2009, Chowdhury 2001, Samuel <i>et al.</i> 2001, Taylor <i>et al.</i> 2007
	<i>Fasciola hepatica</i>	Echinostomatoidea	130-150x65-90 (Taylor <i>et al.</i> 2007)	Mondiale (commun)	Bowman 2009, Chowdhury 2001, Samuel <i>et al.</i> 2001, Taylor <i>et al.</i> 2007
	<i>Fascioloides magna</i>	Echinostomatoidea	109-168x75-96 (Taylor <i>et al.</i> 2007)	Amérique du Nord, Europe, Afrique du Sud, Mexique	Chowdhury 2001, Samuel <i>et al.</i> 2001, Taylor <i>et al.</i> 2007
	<i>Fasciola sp.</i>	Echinostomatoidea		Bangladesh (Zoo)	Rahman <i>et al.</i> 2014
	<i>Gigantocotyle/Paramphistomum Explanatum</i>	Paramphistomatoidea	180-200x110-130	Asie, Afrique, Europe (Zoos)	Chowdhury 2001, Panayatova-Pencheva 2013, Taylor <i>et al.</i> 2007

Annexe 1. Liste des parasites internes des Bovidés observables par coproscopie

	<i>Stilesia globipunctata</i> <i>Stilesia hepatica</i>	Anoplocephalidae Anoplocephalidae		Afrique du Sud Afrique et Asie	Van Wyk <i>et al.</i> 2011 Taylor <i>et al.</i> 2007, Van Wyk <i>et al.</i> 2011
	<i>Wyominia tetoni</i>	Anoplocephalidae		Amérique du Nord (Ouest)	Chowdhury 2001
PANCREAS	<i>Eurytrema/Distoma pancreaticum</i>	Echinostomatoidea	40-50x25-35	Amérique du Sud, Asie, Europe	Taylor <i>et al.</i> 2007
SYSTEME VASCULAIRE	<i>Schistosoma bovis</i>	Schistosomatoidea	187x60 (Taylor <i>et al.</i> 2007)	Afrique, Asie, Europe	Bowman 2009, Taylor <i>et al.</i> 2007
	<i>Schistosoma indicum</i>	Schistosomatoidea	57-140x18-72 (épine dorsale)	Inde	Bowman 2009, Taylor <i>et al.</i> 2007
	<i>Schistosoma margrebowiei</i>	Schistosomatoidea	60x80	Afrique	Bowman 2009
	<i>Schistosoma matheei</i>	Schistosomatoidea	170-280x72-84µm (Taylor <i>et al.</i> 2007)	Afrique, Moyen-Orient	Boomker <i>et al.</i> 1989, Bowman 2009, Taylor <i>et al.</i> 2007
	<i>Schistosoma nasalis</i>	Schistosomatoidea	350-380x50-80 (épine dorsale)	Asie du Sud, Pakistan	Bowman 2009, Taylor <i>et al.</i> 2007
	<i>Schistosoma spindale</i>	Schistosomatoidea	200-300x70-90 (épine dorsale)	Asie	Taylor <i>et al.</i> 2007
	<i>Schistosoma turkestanica</i>	Schistosomatoidea	72-77x16-26 (épine dorsale)	Asie, Europe	Taylor <i>et al.</i> 2007

Annexe 2. Liste des parasites internes des Camélidés observables par coproscopie

Annexe 2. Liste des parasites internes des Camélidés observables par coproscopie

En fonction de leur caractère pathogène ou de leur fréquence, les parasites les plus importants apparaissent en gras dans la colonne « Parasites ». Lorsque des parasites sont rapportés dans des parcs zoologiques, la mention « (Zoo) » est indiquée dans la colonne « Distribution géographique / Fréquence ».

Système atteint	Parasites	Classification	Taille de l'œuf/oocyste (en µm)	Distribution géographique / Fréquence	Références
DIGESTIF					
Œsophage	<i>Gongylonema pulchrum</i>	Spiruroidea	50-70x25-37 (œuf larvé)	Mondiale	Anderson 2000, Bowman 2009, Taylor <i>et al.</i> 2007
	<i>Gongylonema spp.</i>	Spiruroidea		Pérou	Chowdhury 2001
Estomac(s)	<i>Camelostrongylus mentulatus</i>	Trichostrongyloidea	75-85x40-50	Amérique du Sud, Moyen-Orient, Australie	Ballweber 2009, Chowdhury 2001, Rickard 1993, Taylor <i>et al.</i> 2007
	<i>Camelostrongylus spp.</i>	Trichostrongyloidea			Chowdhury 2001
	<i>Gongylonema verrucosum</i>	Spiruroidea			Taylor <i>et al.</i> 2007
	<i>Graphinema aucheniae</i>	Trichostrongyloidea		Amérique du Sud	Ballweber 2009, Chowdhury 2001, Leguía 1991, Taylor <i>et al.</i> 2007
	<i>Graphinema spp.</i>	Trichostrongyloidea			Chowdhury 2001
	<i>Haemonchus contortus</i>	Trichostrongyloidea		70-84x40-50	Cosmopolite
<i>Haemonchus longistipes</i>	Trichostrongyloidea			Afrique, Moyen-Orient	El Bihari 1985, Taylor <i>et al.</i> 2007
<i>Haemonchus spp.</i>	Trichostrongyloidea			Amérique du Sud	Leguía 1991, Marcoppido <i>et al.</i> 2013

Annexe 2. Liste des parasites internes des Camélidés observables par coproscopie

<i>Impalaia nudicollis</i>	Trichostrongyloidea	60x32	Afrique, Inde	Taylor <i>et al.</i> 2007
<i>Impalaia tuberculata</i>	Trichostrongyloidea	60x32	Inde	Taylor <i>et al.</i> 2007
<i>Marshallagia marshalli</i>	Trichostrongyloidea		Cosmopolite	Chowdhury 2001, Taylor <i>et al.</i> 2007
<i>Marshallagia spp.</i>	Trichostrongyloidea	150-180x80-120 (Beugnet <i>et al.</i> 2004)	Pérou, Iran	Beldomenico 2003, Beugnet <i>et al.</i> 2004, Radfar et Gowhari 2013 Mehlhorn 2015
<i>Ostertagia dahurica</i>	Trichostrongyloidea			Anderson 2000, Ballweber 2009, Taylor <i>et al.</i> 2007
<i>Ostertagia ostertagi/lyrata</i>	Trichostrongyloidea	70-84x40-50 (Anderson 2000)	Mondiale	Taylor <i>et al.</i> 2007-2016
<i>Ostertagia leptospicularis/crimensis</i>	Trichostrongyloidea		Très répandu	Chowdhury 2001, Leguía 1991, Tait <i>et al.</i> 2002
<i>Ostertagia spp.</i>	Trichostrongyloidea		Amérique du Sud	Anderson 2000, Taylor <i>et al.</i> 2007
<i>Parabronema skrjabini</i>	Spiruroidea		Afrique, Asie, Méditerranée	Panayotova-Pencheva 2013
<i>Paramphistomum spp.</i>	Paramphistomatoidea		Europe (Zoos)	Schuster <i>et al.</i> 2014
<i>Physocephalus dromedarii</i>		35-38x15	Dubai	Taylor <i>et al.</i> 2007
<i>Physocephalus sexalatus/cristatus</i>	Spiruroidea	34-39x15-17	Iran (Chameau)	Ballweber 2009, Chowdhury 2001, Leguía 1991
<i>Spiculopteragia peruviana</i>	Spiruroidea		Amérique du Sud	Anderson 2000, Ballweber 2009, Taylor <i>et al.</i> 2007
	Trichostrongyloidea			Rickard 1993
<i>Teladorsagia circumcincta</i>		80-100x40-50 (Anderson 2000)	Cosmopolite	Anderson 2000, Ballweber 2009, Taylor <i>et al.</i> 2007
<i>Teladorsagia spp.</i>	Trichostrongyloidea		Etats-Unis	Anderson 2000, Ballweber 2009, Taylor <i>et al.</i> 2007
<i>Trichostrongylus axei</i>	Trichostrongyloidea		Mondiale	Anderson 2000, Ballweber 2009, Taylor <i>et al.</i> 2007
	Trichostrongyloidea			Anderson 2000, Ballweber 2009, Taylor
<i>Trichostrongylus colubriformis</i>		79-101x39-47 (Anderson 2000)	Mondiale	Anderson 2000, Ballweber 2009, Taylor
	Trichostrongyloidea			

Annexe 2. Liste des parasites internes des Camélidés observables par coproscopie

	<i>Trichostrongylus longispicularis</i> <i>Trichostrongylus spp.</i>	Trichostrongyloidea Trichostrongyloidea		Mondiale Amérique du Sud	<i>et al.</i> 2007 Chowdhury 2001 Chowdhury 2001, Leguía 1991, Tait <i>et al.</i> 2002
Intestin grêle	<i>Ascaris lumbricoides</i> <i>Avitellina centripunctata</i> <i>Avitellina woodlandi</i> <i>Bunostomum spp.</i> <i>Bunostomum trigonocephalum</i> <i>Capillaria/Aonchotheca spp.</i> <i>Cooperia curticei</i> <i>Cooperia mcmasteri/surnabada</i> <i>Cooperia oncophora</i> <i>Cooperia spp.</i> <i>Cooperia surnabada</i> <i>Cryptosporidium muris</i> <i>Cryptosporidium parvum</i>	Ascaridoidea Anoplocephalidae Anoplocephalidae Ancylostomatoidea Ancylostomatoidea Trichinelloidea Trichostrongyloidea Trichostrongyloidea Trichostrongyloidea Trichostrongyloidea Trichostrongyloidea Cryptosporidiidae Cryptosporidiidae	20-45 80-93x47-65 (Anderson 2000) 45-50x22-25 (Thienpont <i>et al.</i> 2003) 70-82x35-41 80-89x40-45 5,5-7,4x7,4-9,2 (Fayer <i>et al.</i> 1991) 4,6-5,4x3,8-4,7 (Taylor <i>et al.</i> 2007)	Nigéria Europe, Afrique, Asie Afrique Amérique du Sud Mondiale Mondiale Mondiale Amérique du Sud Mondiale Amérique du Sud Europe, Amérique du Nord, Australie Etats-Unis, Europe (Zoos) Mondiale	Ajibade <i>et al.</i> 2010 Taylor <i>et al.</i> 2007 Taylor <i>et al.</i> 2007 Chowdhury 2001 Anderson 2000, Taylor <i>et al.</i> 2007 Ballweber 2009, Chowdhury 2001, Mehlhorn 2015, Rickard 1993, Thienpont <i>et al.</i> 2003, Anderson 2000 Ballweber 2009, Chowdhury 2001 Anderson 2000, Ballweber 2009, Taylor <i>et al.</i> 2007, Mehlhorn 2015 Leguía 1991, Tait <i>et al.</i> 2002 Ballweber 2009, Taylor <i>et al.</i> 2007 Fayer <i>et al.</i> 1991, Gracenea <i>et al.</i> 2002, Kodádková <i>et al.</i> 2009 Ballweber 2009, Fayer <i>et al.</i> 1991, Taylor <i>et al.</i> 2007

Annexe 2. Liste des parasites internes des Camélidés observables par coproscopie

<i>Eimeria bactriani</i>	Eimeriidae	22-34x20-30 (Levine et Ivens 1970)	Europe (Zoos), Russie	Ballweber 2009, Levine et Ivens 1970, Nosal et al. 2016
<i>Eimeria cameli</i>	Eimeriidae	75-100x55-94 (Levine et Ivens 1970)	Mondiale (fréquent)	Kaufmann 1996, Levine et Ivens 1970, Nosal et al. 2016, Radfar et Gowhari 2013, Taylor et al. 2007
<i>Eimeria dromedarii</i>	Eimeriidae	23-33x21-23 (Levine et Ivens 1970)	Mondiale (Zoos)	Levine et Ivens 1970, Nosal et al. 2016, Taylor et al. 2007
<i>Entamoeba wenyoni</i>	Eimeriidae	Kyste : 7		Samuel et al. 2001, Taylor et al. 2007
<i>Giardia duodenalis/intestinalis</i>	Diplomonadidae	Kyste : 8-12x7-10	Mondiale	Ballweber 2009, Taylor et al. 2007
<i>Lamanema chavezii</i>	Trichostrongyloidea	170,2x73,4 (Jarvinen et al. 2014)	Amérique du Sud	Cafrune 2009, Jarvinen et al. 2014, Taylor et al. 2007
<i>Moniezia benedini</i>	Anoplocephalidae	80-90 (Thienpont et al. 2003)	Mondiale	Chowdhury 2001, Taylor et al. 2007, Thienpont et al. 2003
<i>Moniezia expansa</i>	Anoplocephalidae	50-60 (Thienpont et al. 2003)	Mondiale	Beldomenico 2003, Chowdhury 2001, Taylor et al. 2007, Thienpont et al. 2003
<i>Moniezia sp.</i>	Anoplocephalidae		Mondiale	Atanaskova et al. 2011, Ballweber 2009
<i>Oesophagostomum columbianum</i>	Strongyloidea	80-90x50-60 (Anderson 2000)	Mondiale	Anderson 2000, Mehlhorn 2015
<i>Oesophagostomum spp.</i>	Strongyloidea		Amérique du Sud	Leguía 1991
<i>Oesophagostomum venulosum</i>	Strongyloidea			Nosal et al. 2016
<i>Nematodirella cameli</i>	Trichostrongyloidea		Russie, Europe de l'Est	Taylor et al. 2007
<i>Nematodirella dromaderii</i>	Trichostrongyloidea	250x125	Asie, Afrique du Nord	Taylor et al. 2007

Annexe 2. Liste des parasites internes des Camélidés observables par coproscopie

<i>Nematodirus abnormalis</i>	Trichostrongyloidea	190-246x80-118 (Anderson 2000)	Mondiale	Anderson 2000, Taylor <i>et al.</i> 2007
<i>Nematodirus battus</i>	Trichostrongyloidea	152-182x67-77 (Anderson 2000)	Mondiale	Anderson 2000, Ballweber 2009, Taylor <i>et al.</i> 2007
<i>Nematodirus filicollis</i>	Trichostrongyloidea	134-168x71-87 (Anderson 2000)		Anderson 2000, Ballweber 2009
<i>Nematodirus helvetianus</i>	Trichostrongyloidea	185-245x92x113 (Anderson 2000)	Mondiale	Anderson 2000, Ballweber 2009, Taylor <i>et al.</i> 2007
<i>Nematodirus lamae</i>	Trichostrongyloidea		Amérique du Sud	Ballweber 2009, Leguía 1991, Taylor <i>et al.</i> 2007
<i>Nematodirus mauritanicus</i>	Trichostrongyloidea			Taylor <i>et al.</i> 2007
<i>Nematodirus spathiger</i>	Trichostrongyloidea	181-230x91-107 (Anderson 2000)	Cosmopolite	Anderson 2000, Ballweber 2009, Taylor <i>et al.</i> 2007
<i>Nematodirus sp.</i>	Trichostrongyloidea	230x96 (Beldomenico 2003)	Pérou, Europe (Zoos)	Beldomenico 2003, Chowdhury 2001, Geraghty <i>et al.</i> 1981, Panayotova-Pencheva 2013
<i>Strongyloides papillosus</i>	Rhabditoidea	47-65x25-26 (Thienpont <i>et al.</i> 2003)	Mondiale	Anderson 2000, Foreyt 2001, Taylor <i>et al.</i> 2007, Thienpont <i>et al.</i> 2003
<i>Strongyloides spp.</i>	Rhabditoidea			Ballweber 2009, Chowdhury 2001 Chowdhury 2001
<i>Stilesia globipunctata</i>	Anoplocephalidae			Taylor <i>et al.</i> 2007
<i>Stilesia vittata</i>	Anoplocephalidae		Afrique, Asie, Europe	
<i>Trichostrongylus colubriformis</i>	Trichostrongyloidea		Cosmopolite	Taylor <i>et al.</i> 2007
<i>Trichostrongylus longispicularis</i>	Trichostrongyloidea		Mondiale	Ballweber 2009, Taylor <i>et al.</i> 2007
<i>Trichostrongylus probolorus</i>	Trichostrongyloidea			Mehlhorn 2015, Taylor

Annexe 2. Liste des parasites internes des Camélidés observables par coproscopie

	<i>Trichostrongylus vitrinus</i>	Trichostrongyloidea		Mondiale (régions tempérées)	<i>et al.</i> 2007
	<i>Thysaniezia ovilla/giardia</i>	Anoplocephalidae		Sud de l'Afrique	Ballweber 2009, Taylor <i>et al.</i> 2007
Caecum/Côlon	<i>Balantidium coli</i>	Balantidiidae	Kyste : 40-60 Trophozoïte : 300 (Taylor <i>et al.</i> 2007)	Mondiale (Zoo)	Taylor <i>et al.</i> 2007, Varadharajan 2000
	<i>Buxtonella sp.</i> <i>Buxtonella sulcata</i> <i>Chabertia ovina</i>	Ciliophora Ciliophora Strongyloidea	100-72 90-100x53-59 (Anderson 2000)	Rep. Tchèque (Zoo) Mondiale Mondiale	Kvapil <i>et al.</i> 2017 Taylor <i>et al.</i> 2007 Anderson 2000, Chowdhury 2001, Taylor <i>et al.</i> 2007
	<i>Eimeria alpaca</i>	Eimeriidae	22-26x18-21 (Levine et Ivens 1970)	Pérou, Etats-Unis	Ballweber 2009, Cebra <i>et al.</i> 2007, Levine et Ivens 1970, Rickard <i>et al.</i> 1988, Taylor <i>et al.</i> 2007
	<i>Eimeria cameli</i>	Eimeriidae	75-100x55-94 (Levine et Ivens 1970)	Mondiale (fréquent)	Kaufmann 1996, Levine et Ivens 1970, Prasad 1960, Taylor <i>et al.</i> 2007
	<i>Eimeria ivitaensis</i>	Eimeriidae	58,3x45,9	Pérou	Ballweber 2009, Palacios <i>et al.</i> 2004-2006
	<i>Eimeria lamae</i>	Eimeriidae	30-40x21-30 (Levine et Ivens 1970)	Amérique du Sud, Etats-Unis	Ballweber 2009, Cebra <i>et al.</i> 2007, Levine et Ivens 1970, Rickard <i>et al.</i> 1988, Taylor <i>et al.</i> 2007
	<i>Eimeria macusaniensis</i>	Eimeriidae	81-107x61-80 (Guerrero <i>et al.</i> 1971) 100-110x77-84 (Schrey <i>et al.</i> 1991)	Amérique du Sud, Etats-Unis	Beldomenico 2003, Cebra <i>et al.</i> 2007, Guerrero <i>et al.</i> 1971, Leguía 1991, Shrey <i>et al.</i> 1991

Annexe 2. Liste des parasites internes des Camélidés observables par coproscopie

	<i>Eimeria pellerdyi</i>	Eimeriidae	22-24x12-14 (Levine et Ivens 1970)	Europe de l'Est, Russie, UK (Zoo)	Levine et Ivens 1970, Prasad 1960, Taylor <i>et al.</i> 2007
	<i>Eimeria peruviana</i>	Eimeriidae	28-38x18-23	Europe de l'Est, Russie	Ballweber 2009, Levine et Ivens 1970
	<i>Eimeria punoensis</i>	Eimeriidae	17-22x14-18 (Levine et Ivens 1970)	Pérou, Etats-Unis	Ballweber 2009, Cebra <i>et al.</i> 2007, Levine et Ivens 1970, Rickard <i>et al.</i> 1988, Taylor <i>et al.</i> 2007
	<i>Eimeria rajasthani</i>	Eimeriidae	34-39x25-27 (Levine et Ivens 1970)	Inde	Levine et Ivens 1970, Nosal <i>et al.</i> 2016, Taylor <i>et al.</i> 2007
	<i>Eimeria spp.</i>	Eimeriidae		Mondiale	Beldomenico 2003, Kvapil <i>et al.</i> 2017
	<i>Isospora/Cystispora orlovi</i>	Eimeriidae	80-90x50-60	Europe de l'Est, Russie	Taylor <i>et al.</i> 2007
	<i>Oesophagostomum columbianum</i>	Strongyloidea	80-90x50-60 (Anderson 2000)	Mondiale	Anderson 2000, Ballweber 2009, Taylor <i>et al.</i> 2007
	<i>Oesophagostomum spp.</i>	Strongyloidea		Mondiale	Chowdhury 2001
	<i>Oesophagostomum venulosum</i>	Strongyloidea	87-105x55-64	Mondiale	Ballweber 2009, Taylor <i>et al.</i> 2007
	<i>Skrjabinema ovis</i>	Oxyuroidea	55-60x32-35	Mondiale	Taylor <i>et al.</i> 2007
	<i>Trichuris barbetonensis</i>	Trichinelloidea			Mehlhorn 2015
	<i>Trichuris cameli</i>	Trichinelloidea			Mehlhorn 2015
	<i>Trichuris discolor</i>	Trichinelloidea		Commun	Ballweber 2009
	<i>Trichuris globulosa</i>	Trichinelloidea		Mondiale (rare)	Chowdhury 2001, Taylor <i>et al.</i> 2007
	<i>Trichuris lani</i>	Trichinelloidea		Mondiale	Chowdhury 2001
	<i>Trichuris ovis</i>	Trichinelloidea	70-80x30-35 (Chandler 1930)	Mondiale	Anderson 2000, Chandler 1930, Taylor <i>et al.</i> 2007
	<i>Trichuris skrjabini</i>	Trichinelloidea		Amérique du Sud,	Anderson 2000,

Annexe 2. Liste des parasites internes des Camélidés observables par coproscopie

	<i>Trichuris spp.</i>	Trichinelloidea	50-60x25-35 (Chandler 1930)	Europe Mondiale (fréquent)	Ballweber 2009 Beldomenico 2003, Canavan 1929, Chandler 1930, Fagiolini <i>et al.</i> 2010, Garapin 2014, Panayotova-Pencheva 2013
	<i>Trichuris tenuis</i>	Trichinelloidea	54-60x28-30 (Chandler 1930) 51,9-79,0x28,4- 37,1 (Rickard <i>et al.</i> 1991)	Amérique, Australie (Zoos) : Commun	Beldomenico 2003, Beveridge 1981, Cafrune <i>et al.</i> 1999, Chandler 1930, Rickard <i>et al.</i> 1991
RESPIRATOIRE					
Trachée/Bronches	<i>Dictyocaulus spp.</i>	Trichostrongyloidea		Amérique du Sud	Chowdhury 2001, Leguía 1991
Poumons	<i>Dictyocaulus filaria</i>	Trichostrongyloidea	119-138x57-88 L1 : 550-585	Mondiale	Anderson 2000, Taylor <i>et al.</i> 2007
	<i>Dictyocaulus viviparus/cameli</i>	Trichostrongyloidea	82-88x32-38 L1 : 300-360	Commun	Chowdhury 2001, Taylor <i>et al.</i> 2007
	<i>Lamanema chavezii</i>	Trichostrongyloidea		Pérou, Chili	Chowdhury 2001
	<i>Parelaphostrongylus tenuis</i>	Metastrongyloidea			Chowdhury 2001
MUSCLES ET SYSTEME NERVEUX	<i>Parelaphostrongylus/ Elaphostrongylus/ Odocoileostrongylus tenuis</i>	Metastrongyloidea	L1: 310-380 L3: 900-1080	Amérique du Nord (Zoos)	Anderson 2000, Brown <i>et al.</i> 1978, Samuel <i>et al.</i> 2001, Taylor <i>et al.</i> 2007
FOIE	<i>Dicrocoelium dentriticum</i>	Echinostomatoidea	36-45x22-30 (Samuel <i>et al.</i> 2001)	Mondiale	Ballweber 2009, Jarvinen <i>et al.</i> 2014, Samuel <i>et al.</i> 2001
	<i>Fasciola hepatica</i>	Echinostomatoidea	130-150x65-90 (Taylor <i>et al.</i> 2007)	Mondiale	Ballweber 2009, Jarvinen <i>et al.</i> 2014,

Annexe 2. Liste des parasites internes des Camélidés observables par coproscopie

	<i>Fasciola gigantica</i>	Echinostomatoidea	170-190x90-100 (Taylor <i>et al.</i> 2007)	Mondiale	Leguía 1991, Puente 1997, Samuel <i>et al.</i> 2001, Taylor <i>et al.</i> 2007 Chowdhury 2001, Samuel <i>et al.</i> 2001, Taylor <i>et al.</i> 2007 Ballweber 2009, Conboy <i>et al.</i> 1988, Leguía 1991, Ollagnier 2007, Samuel <i>et al.</i> 2001, Taylor <i>et al.</i> 2007
	<i>Fascioloides magna</i>	Echinostomatoidea	109-168x75-96 (Taylor <i>et al.</i> 2007)	Amérique du Nord, Europe, Afrique du Sud, Mexique	
PANCREAS	<i>Eurytrema pancreaticum</i>	Echinostomatoidea	40-50x25-35	Amérique du Sud, Asie, Europe	Taylor <i>et al.</i> 2007
SYSTEME VASCULAIRE	<i>Schistosoma bovis</i>	Schistosomatoidea	62x207	Afrique, Moyen-Orient, Asie du Sud, Europe	Bowman 2009, Taylor <i>et al.</i> 2007
	<i>Schistosoma indicum</i>	Schistosomatoidea	57-140x18-72 (pas d'épine)	Inde	Bowman 2009, Taylor <i>et al.</i> 2007
	<i>Schistosoma mattheei</i>	Schistosomatoidea		Afrique, Moyen-Orient	Taylor <i>et al.</i> 2007
	<i>Schistosoma spp.</i> <i>Schistosoma turkestanica</i>	Schistosomatoidea Schistosomatoidea	72-77x16-26	Asie, Europe	Chowdhury 2001 Taylor <i>et al.</i> 2007

Annexe 3. Liste des parasites internes des Cervidés observables par coproscopie

Annexe 3. Liste des parasites internes des Cervidés observables par coproscopie

En fonction de leur caractère pathogène ou de leur fréquence, les parasites les plus importants apparaissent en gras dans la colonne « Parasites ». Lorsque des parasites sont rapportés dans des parcs zoologiques, la mention « (Zoo) » est indiquée dans la colonne « Distribution géographique / Fréquence ».

Système atteint	Parasites	Classification	Taille de l'œuf/oocyste	Distribution géographique / Fréquence	Références
DIGESTIF					
Œsophage	<i>Gongylonema pulchrum</i>	Spiruroidea	50-70x25-37 (œuf larvé)	Cosmopolite	Anderson 2000, Bowman 2009, Chowdhury 2001, Taylor <i>et al.</i> 2007
Estomac(s)	<i>Apteragia odocolei</i> <i>Ascarops strongylina</i> <i>Calicophoron calicophorum</i> <i>Cotylophoron/Paramphistomum cotylophorum</i> <i>Cotylophoron/Paramphistomum spp.</i> <i>Entodinium dubardi</i> <i>Fischoederius cobboldi</i> <i>Fischoederius elongatus</i> <i>Fischoederius spp.</i> <i>Gastrothylax crimenifer</i> <i>Gastrothylax sp.</i> <i>Gongylonema verrucosum</i> <i>Haemonchus contortus</i>	Trichostrongyloidea Spiruroidea Paramphistomatoidea Paramphistomatoidea Paramphistomatoidea Ophryoscolecidae Paramphistomatoidea Paramphistomatoidea Paramphistomatoidea Paramphistomatoidea Spiruroidea Trichostrongyloidea	 30-40x20-25 62-95x36-50 (Thienpont <i>et al.</i> 2003)	Amérique du Nord Europe Inde France Asie Asie Asie Asie Cosmopolite Cosmopolite (Zoos)	Chowdhury 2001 Chowdhury 2001 Taylor <i>et al.</i> 2007 Taylor <i>et al.</i> 2007 Dharmarajan <i>et al.</i> 2005 Buisson 1923 Taylor <i>et al.</i> 2007 Chowdhury 2001 Chowdhury 2001 Chowdhury 2001 Chowdhury 2001 Chowdhury 2001, Taylor <i>et al.</i> 2007 Anderson 2000, Canavan 1929, Chowdhury 2001, Panayatova-Pencheva 2013, Rana <i>et al.</i> 2015, Thienpont <i>et al.</i> 2003

Annexe 3. Liste des parasites internes des Cervidés observables par coproscopie

<i>Haemonchus placei</i>	Trichostrongyloidea		Amérique du Nord	Samuel <i>et al.</i> 2001
<i>Haemonchus similis</i>	Trichostrongyloidea		Russie, Amérique du Nord	Chowdhury 2001, Samuel <i>et al.</i> 2001
<i>Haemonchus spp.</i>	Trichostrongyloidea		Bangladesh (captivité)	Kanungo <i>et al.</i> 2010
<i>Marshallagia marshalli</i>	Trichostrongyloidea	150-180x80-120 (Beugnet <i>et al.</i> 2004)	Amérique du Nord (Ouest), Europe	Beugnet <i>et al.</i> 2004, Chowdhury 2001, Leung 2012, Samuel <i>et al.</i> 2001
<i>Mazamostrongylus odocoilei</i>	Trichostrongyloidea		Amérique du Nord	Samuel <i>et al.</i> 2001
<i>Mazamostrongylus pursglovei</i>	Trichostrongyloidea		Amérique du Nord	Samuel <i>et al.</i> 2001
<i>Mecistocirrus sp.</i>	Trichostrongyloidea		Japon	Chowdhury 2001
<i>Ostertagia antipini</i>	Trichostrongyloidea		Russie	Chowdhury 2001
<i>Ostertagia arctica</i>	Trichostrongyloidea		Europe	Chowdhury 2001
<i>Ostertagia bisonis</i>	Trichostrongyloidea		Amérique du Nord	Samuel <i>et al.</i> 2001
<i>Ostertagia bullosa</i>	Trichostrongyloidea		Amérique du Nord	Chowdhury 2001
<i>Ostertagia/Teladorsagia circumcincta</i>	Trichostrongyloidea	80-100x40-50 (Anderson 2000)	Cosmopolite (Zoos)	Anderson 2000, Panayatova-Pencheva 2013, Taylor <i>et al.</i> 2007
<i>Ostertagia dikmansii</i>	Trichostrongyloidea		Amérique du Nord	Chowdhury 2001
<i>Ostertagia drozdzi</i>	Trichostrongyloidea		Europe	Chowdhury 2001, Santín-Durán <i>et al.</i> 2004
<i>Ostertagia gruhneri</i>	Trichostrongyloidea		Europe et Russie	Chowdhury 2001
<i>Ostertagia leptospicularis/crimensis/kolchida</i>	Trichostrongyloidea		Europe, Amérique du Nord	Chowdhury 2001, Taylor <i>et al.</i> 2007, Samuel <i>et al.</i> 2001
<i>Ostertagia mossi</i>	Trichostrongyloidea		Amérique du Nord	Becklund 1967, Chowdhury 2001
<i>Ostertagia occidentalis</i>	Trichostrongyloidea		Amérique du Nord, Europe (rare)	Chowdhury 2001
<i>Ostertagia orloffii</i>	Trichostrongyloidea		Commun	Chowdhury 2001
<i>Ostertagia ostertagi/lyrata / Skrjabinema lyrata</i>	Trichostrongyloidea	70-84x40-50 (Anderson 2000)	Commun	Anderson 2000, Chowdhury 2001, Taylor <i>et al.</i> 2007
<i>Ostertagia sp.</i>	Trichostrongyloidea		Europe (Zoo)	Panayatova-Pencheva

Annexe 3. Liste des parasites internes des Cervidés observables par coproscopie

238	<i>Ostertagia trifurcata</i>	Trichostrongyloidea		Amérique du Nord, Europe Russie	2013 Chowdhury 2001
	<i>Parabronema skrjabini</i> <i>Paramphistomum cervi/explanatum</i>	Spiruroidea Paramphistomatoidea	125-180x73-103 (Thienpont <i>et al.</i> 2003)	Russie Commun (Zoos)	Chowdhury 2001 Chowdhury 2001, Rana <i>et al.</i> 2015, Taylor <i>et al.</i> 2007, Thienpont <i>et al.</i> 2003
	<i>Paramphistomum ichikawai</i> <i>Paramphistomum liorchis</i> <i>Paramphistomum microbothrium/ microbothrioides</i>	Paramphistomatoidea Paramphistomatoidea Paramphistomatoidea	130x69 (Herd et Hull 1981)	Europe	Chowdhury 2001 Tavares <i>et al.</i> 2017 Herd et Hull 1981, Taylor <i>et al.</i> 2007
	<i>Paramphistomum spp.</i>	Paramphistomatoidea		Bangladesh (Zoos)	Kanungo <i>et al.</i> 2010, Rahman <i>et al.</i> 2014 Taylor <i>et al.</i> 2007
	<i>Paramphistomum streptocoelium</i> <i>Physocephalus lassancei</i> <i>Physocephalus sexualatus</i>	Paramphistomatoidea Spiruroidea Spiruroidea	31-45x12-26	Brésil Russie, Brésil	Silva <i>et al.</i> 1999 Chowdhury 2001, Silva <i>et al.</i> 1999, Gibbons <i>et al.</i> 2010
	<i>Pygarginema cervi</i> <i>Pygarginema verrucosa</i> <i>Rinadia andreevae</i> <i>Skrjabinagia kolchida</i> <i>Spiculopteragia/Ostertagia/Apteragia/ Rinadia/Mazamostrongylus asymmetrica</i> <i>Spiculopteragia/Apteragia/Rinadia böhmi</i> <i>Spiculopteragia houdemeri</i> <i>Spiculopteragia/Rinadia mathevossiani</i> <i>Spiculopteragia quadrispiculata</i>	Spiruroidea Spiruroidea Trichostrongyloidea Trichostrongyloidea Trichostrongyloidea Trichostrongyloidea Trichostrongyloidea Trichostrongyloidea Trichostrongyloidea Trichostrongyloidea		Europe et Russie Brésil Japon Commun Europe et Russie (Rare) Rare Japon Fréquent Europe et Russie	Chowdhury 2001 Silva <i>et al.</i> 1999 Chowdhury 2001 Chowdhury 2001 Chowdhury 2001, Taylor <i>et al.</i> 2007 Chowdhury 2001, Taylor <i>et al.</i> 2007 Chowdhury 2001, Chowdhury 2001, Taylor <i>et al.</i> 2007 Chowdhury 2001

Annexe 3. Liste des parasites internes des Cervidés observables par coproscopie

	<p><i>Spiculoptera</i> <i>schulzi</i> <i>Spiculoptera/Apteragia/Rinadia/Mazamostrongylus spiculoptera</i></p> <p><i>Spiculoptera</i> <i>suppereri</i> <i>Spiculopteroides dagestanica</i> <i>Texicospirura turki</i> <i>Trichostrongylus axei</i></p> <p><i>Trichostrongylus calcaratus</i> <i>Trichostrongylus dosteri</i> <i>Trichostrongylus probolurus</i> <i>Trichostrongylus skrjabini</i> <i>Trichostrongylus spp.</i></p>	<p>Trichostrongyloidea Trichostrongyloidea</p> <p>Trichostrongyloidea Trichostrongyloidea Spiruroidea Trichostrongyloidea</p> <p>Trichostrongyloidea Trichostrongyloidea Trichostrongyloidea Trichostrongyloidea Trichostrongyloidea</p>		<p>Russie Commun</p> <p>Autriche Russie, Europe de l'est Brésil Commun</p> <p>Amérique du Nord Amérique du Nord Europe de l'Est</p> <p>Amérique, Bangladesh (Zoos)</p>	<p>Chowdhury 2001 Chowdhury 2001, Goosens <i>et al.</i> 2006, Taylor <i>et al.</i> 2007 Chowdhury 2001 Chowdhury 2001 Silva <i>et al.</i> 1999 Anderson 2000, Chowdhury 2001, Taylor <i>et al.</i> 2007 Samuel <i>et al.</i> 2001 Samuel <i>et al.</i> 2001 Chowdhury 2001 Anderson 2000 Chowdhury 2001, Kanungo <i>et al.</i> 2010, Panayatova-Pencheva 2013</p>
Intestin grêle	<p><i>Anoplocephala sp.</i> <i>Asworthius sidemi</i></p> <p><i>Bunostomum phlebotomum</i> <i>Bunostomum sp.</i></p> <p><i>Bunostomum trigonocephalum</i></p> <p><i>Capillaria/Aonchontheca bovis</i></p> <p><i>Capillaria/Aonchotheca spp.</i></p>	<p>Anoplocephalidae Trichostrongyloidea</p> <p>Ancylostomatoidea Ancylostomatoidea</p> <p>Ancylostomatoidea</p> <p>Trichinelloidea</p> <p>Trichinelloidea</p>	<p>79-117x47-70</p> <p>80-93x47-65 (Anderson 2000)</p> <p>45-50x22-25 (Thienpont <i>et al.</i> 2003)</p>	<p>Japon Russie</p> <p>Mondiale Inde, Mexique</p> <p>Mondiale</p> <p>Commun</p> <p>Bangladesh (Zoo), Europe (Zoos), Mexique</p>	<p>Chowdhury 2001 Chowdhury 2001, Osinska <i>et al.</i> 2010 Anderson 2000 Gaur <i>et al.</i> 1979, Romero-Castañón 2009 Anderson 2000, Chowdhury 2001, Taylor <i>et al.</i> 2007 Chowdhury 2001, Taylor <i>et al.</i> 2007 Goosens <i>et al.</i> 2006, Kanungo <i>et al.</i> 2010, Kvapil <i>et al.</i> 2017, Romero-Castañón 2009,</p>

Annexe 3. Liste des parasites internes des Cervidés observables par coproscopie

<i>Cooperia curticei</i>	Trichostrongyloidea	70-82x35-41 (Anderson 2000)	Mondiale	Thienpont <i>et al.</i> 2003 Anderson 2000, Chowdhury 2001, Taylor <i>et al.</i> 2007
<i>Cooperia oncophora</i>	Trichostrongyloidea	80-89x40-45 (Anderson 2000)	Mondiale (peu fréquent)	Anderson 2000, Chowdhury 2001, Taylor <i>et al.</i> 2007
<i>Cooperia pectinata</i>	Trichostrongyloidea		Mondiale (fréquent)	Chowdhury 2001, Taylor <i>et al.</i> 2007
<i>Cooperia punctata</i>	Trichostrongyloidea	79x36 (Anderson 2000)	Mondiale (peu fréquent)	Anderson 2000, Chowdhury 2001, Taylor <i>et al.</i> 2007
<i>Cooperia surnabada</i>	Trichostrongyloidea		Autriche, Amérique du Nord	Chowdhury 2001, Samuel <i>et al.</i> 2001
<i>Cooperia spp.</i>	Trichostrongyloidea		Inde, Amérique du Nord	Dharmarajan <i>et al.</i> 2005, Samuel <i>et al.</i> 2001
<i>Cryptosporidium parvum</i>	Cryptosporidiidae	4,6-5,4x3,8-4,7	Mondiale	Taylor <i>et al.</i> 2007
<i>Cryptosporidium spp.</i>	Cryptosporidiidae		Mondiale (Zoos)	Fayer 1986, Gracenea <i>et al.</i> 2002, Heuschele <i>et al.</i> 1986, Tzipori <i>et al.</i> 1981
<i>Entamoeba sp.</i>	Sarcomastigophora		Mondiale	Aviruppola <i>et al.</i> 2016
<i>Globocephalus longimucronatus</i>	Ancylostomatoidea		Europe, Asie	Chowdhury 2001
<i>Globocephalus samoensis</i>	Ancylostomatoidea		Europe, Asie	Chowdhury 2001
<i>Globocephalus spp.</i>	Ancylostomatoidea			Anderson 2000
<i>Moniezia autumnalis</i>	Anoplocephalidae		Sibérie	Chowdhury 2001
<i>Moniezia benedeni</i>	Anoplocephalidae	80-90 (Thienpont <i>et al.</i> 2003)	Commun (Zoos)	Chowdhury 2001, Khatun <i>et al.</i> 2014, Rana <i>et al.</i> 2015, Taylor <i>et al.</i> 2007, Thienpont <i>et al.</i> 2003
<i>Moniezia expansa</i>	Anoplocephalidae	50-60 (Thienpont <i>et al.</i>	Commun (Zoos)	Chowdhury 2001, Rana <i>et al.</i> 2015, Thienpont <i>et</i>

Annexe 3. Liste des parasites internes des Cervidés observables par coproscopie

	<i>Moniezia spp.</i>	Anoplocephalidae	2003)	Mondiale	<i>al.</i> 2003 Atanaskova <i>et al.</i> 2011, Aviruppola <i>et al.</i> 2016, Kanungo <i>et al.</i> 2010
	<i>Monodontus louisianensis</i>	Ancylostomatoidea		Etats-Unis (Sud)	Chowdhury 2001, Samuel <i>et al.</i> 2001
	<i>Nematodirella alcidis</i>	Trichostrongyloidea		Amérique du Nord, Russie	Chowdhury 2001, Samuel <i>et al.</i> 2001
	<i>Nematodirella antilocaprae</i>	Trichostrongyloidea		Amérique du Nord	Samuel <i>et al.</i> 2001
	<i>Nematodirella cameli</i>	Trichostrongyloidea		Russie, Europe de l'Est	Taylor <i>et al.</i> 2007
	<i>Nematodirella gazellae</i>	Trichostrongyloidea		Europe	Chowdhury 2001
	<i>Nematodirella longissimespiculata</i>	Trichostrongyloidea		Russie, Amérique du Nord	Chowdhury 2001, Samuel <i>et al.</i> 2001
	<i>Nematodirella spiculata</i>	Trichostrongyloidea		Amérique du Nord	Chowdhury 2001
	<i>Nematodirus abnormalis</i>	Trichostrongyloidea	190-246x80-118 (Anderson 2000)	Amérique du Nord, Europe	Anderson, 2000, Samuel <i>et al.</i> 2001
	<i>Nematodirus erschovi</i>	Trichostrongyloidea		Europe	Chowdhury 2001
	<i>Nematodirus europaeus</i>	Trichostrongyloidea		Europe (peu fréquent)	Chowdhury 2001
	<i>Nematodirus filicollis</i>	Trichostrongyloidea	134-168x71-87 (Anderson 2000)	Cosmopolite (Zoo)	Anderson 2000, Panayatova-Pencheva 2013, Goosens <i>et al.</i> 2006, Taylor <i>et al.</i> 2007
	<i>Nematodirus helvetianus</i>	Trichostrongyloidea	185-245x92-113 (Anderson 2000)	Très répandu	Anderson 2000, Chowdhury 2001
	<i>Nematodirus mauritanicus</i>	Trichostrongyloidea		Amérique du Nord	Samuel <i>et al.</i> 2001
	<i>Nematodirus odocoilei</i>	Trichostrongyloidea		Europe, Amérique du Nord	Chowdhury 2001, Samuel <i>et al.</i> 2001
	<i>Nematodirus oiratianus</i>	Trichostrongyloidea		Russie	Chowdhury 2001
	<i>Nematodirus roscidus</i>	Trichostrongyloidea		Très répandu	Chowdhury 2001
	<i>Nematodirus spathiger</i>	Trichostrongyloidea	181-230x91-107 (Anderson 2000)	Cosmopolite (peu fréquent)	Anderson 2000, Chowdhury 2001, Taylor <i>et al.</i> 2007
	<i>Nematodirus spp.</i>	Trichostrongyloidea		Amérique du Nord,	Chowdhury 2001,

Annexe 3. Liste des parasites internes des Cervidés observables par coproscopie

242

	<i>Strongyloides papillosus</i>	Rhabditoidea	47-65x25-26 (Thienpont <i>et al.</i> 2003)	Europe (Zoos) Cosmopolite (Zoo)	Panayatova-Pencheva 2013 Anderson 2000, Chowdhury 2001, Foreyt 2001, Rana <i>et al.</i> 2015, Thienpont <i>et al.</i> 2003
	<i>Strongyloides spp.</i>	Rhabditoidea	50x22	Mondiale (Zoo)	Aviruppola <i>et al.</i> 2016, Forrester <i>et al.</i> 1974, Kanungo <i>et al.</i> 2010, Khatun <i>et al.</i> 2014
	<i>Toxocara vitulorum</i>	Ascarididae	75-95x60-74 (Taylor <i>et al.</i> 2007)	Italie (Zoo)	Fagiolini <i>et al.</i> 2010, Taylor <i>et al.</i> 2007
	<i>Trichostrongylus askivali</i> <i>Trichostrongylus calcaratus</i> <i>Trichostrongylus capricola</i> <i>Trichostrongylus colubriformis</i>	Trichostrongyloidea Trichostrongyloidea Trichostrongyloidea Trichostrongyloidea	79-101x39-47 (Anderson 2000)	Europe (fréquent) Europe Très répandu Très répandu (Zoos)	Chowdhury 2001 Chowdhury 2001 Chowdhury 2001, Anderson 2000, Panayatova-Pencheva 2013, Samuel <i>et al.</i> 2001
	<i>Trichostrongylus longispicularis</i>	Trichostrongyloidea		Mondiale	Samuel <i>et al.</i> 2001, Taylor <i>et al.</i> 2007
	<i>Trichostrongylus minor</i> <i>Trichostrongylus retortaeformis</i> <i>Trichostrongylus spp.</i>	Trichostrongyloidea Trichostrongyloidea Trichostrongyloidea		Eurasie Europe Mondiale (Zoos)	Chowdhury 2001 Chowdhury 2001 Kvapil <i>et al.</i> 2017, Parsani <i>et al.</i> 2001, Rana <i>et al.</i> 2015, Samuel <i>et al.</i> 2001
	<i>Trichostrongylus vitrinus</i>	Trichostrongyloidea	93-118x41-52	Régions tempérées (rare)	Chowdhury 2001, Taylor <i>et al.</i> 2007
	<i>Zygodotyle lunata</i>	Echinostomatoidea		Amérique du Nord	Chowdhury 2001
Caecum/Côlon	<i>Balantidium coli</i>	Balantidiidae	Kyste : 40-60 Trophozoïte : 300	Mondiale (Zoos)	Khatun <i>et al.</i> 2014, Rahman <i>et al.</i> 2014,

Annexe 3. Liste des parasites internes des Cervidés observables par coproscopie

	<i>Chabertia ovina</i>	Strongyloidea	(Taylor <i>et al.</i> 2007) 90-100x53-59 (Anderson 2000)	Mondiale	Taylor <i>et al.</i> 2007 Anderson 2000, Chowdhury 2001, Taylor <i>et al.</i> 2007
	<i>Eimeria arctica</i>	Eimeriidae	32-38x26-30		Levine et Ivens 1970, Taylor <i>et al.</i> 2007
	<i>Eimeria arloingi</i>	Eimeriidae		Italie (Zoo)	Fagiolini 2010
	<i>Eimeria asymmetrica</i>	Eimeriidae	25-33x15-19	Europe	Levine et Ivens 1970, Taylor <i>et al.</i> 2007
	<i>Eimeria austriaca</i>	Eimeriidae	17-25x14-20	Europe	Levine et Ivens 1970, Taylor <i>et al.</i> 2007
	<i>Eimeria capreoli</i>	Eimeriidae	25-35x19-26		Levine et Ivens 1970, Taylor <i>et al.</i> 2007
	<i>Eimeria catubrina</i>	Eimeriidae			Taylor <i>et al.</i> 2007
	<i>Eimeria cervi</i>	Eimeriidae	33x21 (Levine et Ivens 1970)	Europe	Levine et Ivens 1970, Prasad 1960, Taylor <i>et al.</i> 2007
	<i>Eimeria cheetali</i>	Eimeriidae		Inde	Chauhan <i>et al.</i> 1973
	<i>Eimeria elaphi</i>	Eimeriidae	10-15x9-13	Europe	Levine et Ivens 1970, Taylor <i>et al.</i> 2007
	<i>Eimeria gallivalerioi</i>	Eimeriidae	16-23x11-14	Zoo de Leningrad	Levine et Ivens 1970, Prasad 1960
	<i>Eimeria hegneri</i>	Eimeriidae	16-18x11-14	Zoo de Leningrad	Levine et Ivens 1970, Prasad 1960
	<i>Eimeria ivensae</i>	Eimeriidae	30-37x18-22		Levine et Ivens 1970
	<i>Eimeria madisonensis</i>	Eimeriidae	14-19x13-16		Levine et Ivens 1970
	<i>Eimeria mayeri</i>	Eimeriidae	16-20x14-16		Levine et Ivens 1970, Taylor <i>et al.</i> 2007
	<i>Eimeria mccordocki</i>	Eimeriidae	33-37x25-29		Levine et Ivens 1970
	<i>Eimeria muehlensis</i>	Eimeriidae	32-40x26-28		Levine et Ivens 1970
	<i>Eimeria panda</i>	Eimeriidae	25-35x14-20		Levine et Ivens 1970, Taylor <i>et al.</i> 2007

Annexe 3. Liste des parasites internes des Cervidés observables par coproscopie

<i>Eimeria parahi</i>	Eimeriidae		Inde	Chauhan et al. 1973
<i>Eimeria patavina</i>	Eimeriidae			Taylor et al. 2007
<i>Eimeria parva</i>	Eimeriidae		Italie (Zoo)	Fagiolini et al. 2010
<i>Eimeria polaris</i>	Eimeriidae	24-34,5x15-21		Levine et Ivens 1970
<i>Eimeria ponderosa</i>	Eimeriidae	38-45x25-29		Levine et Ivens 1970, Taylor et al. 2007
<i>Eimeria odocoilei</i>	Eimeriidae	26-28x22-26		Levine et Ivens 1970
<i>Eimeria ramgai</i>	Eimeriidae		Inde	Chauhan et al. 1973
<i>Eimeria robusta</i>	Eimeriidae	31-43x22-31	Europe	Levine et Ivens 1970, Taylor et al. 2007
<i>Eimeria rotunda</i>	Eimeriidae	13-18x12-14		Levine et Ivens 1970, Taylor et al. 2007
<i>Eimeria schoenbuchi</i>	Eimeriidae	Ø : 53-62	Europe	Levine et Ivens 1970
<i>Eimeria sordida</i>	Eimeriidae	30-34x21-25	Europe	Levine et Ivens 1970, Taylor et al. 2007
<i>Eimeria spp.</i>	Eimeriidae		Pologne, Inde (Zoos)	Kvapil et al. 2017, Mir et al. 2016
<i>Eimeria superba</i>	Eimeriidae	43-50x29-34		Levine et Ivens 1970, Taylor et al. 2007
<i>Eimeria tarandina</i>	Eimeriidae	18-24x16-22		Levine et Ivens 1970
<i>Eimeria virginianus</i>	Eimeriidae	42-55x26-42		Levine et Ivens 1970
<i>Eimeria wapiti</i>	Eimeriidae	32-42x24-29	Etats-Unis	Levine et Ivens 1970, Taylor et al. 2007
<i>Eimeria wassilewskyi</i>	Eimeriidae	29x28	Zoo de Leningrad	Levine et Ivens 1970, Prasad 1960
<i>Eimeria zürnii</i>	Eimeriidae	12-28x10-20	Etats-Unis	Levine et Ivens 1970, Prasad 1960
<i>Entamoeba sp.</i>	Sarcomastigophora	Kyste : 4-14	Mondiale	Aviruppola et al. 2016
<i>Eucyathostomum webbi</i>	Strongyloidea		Etats-Unis (Sud-Est)	Samuel et al. 2001
<i>Oesophagostomum asperum</i>	Strongyloidea		Europe (rare)	Chowdhury 2001
<i>Oesophagostomum cervi</i>	Strongyloidea		Europe, Amérique du Nord	Chowdhury 2001, Samuel et al. 2001
<i>Oesophagostomum columbianum</i>	Strongyloidea	80-90x50-60	Mondiale (rare)	Anderson 2000,

Annexe 3. Liste des parasites internes des Cervidés observables par coproscopie

	<i>Oesophagostomum radiatum</i>	Strongyloidea	(Anderson 2000) 88-95x44-55 (Anderson 2000)	Cosmopolite	Chowdhury 2001, Taylor <i>et al.</i> 2007 Anderson 2000, Chowdhury 2001
	<i>Oesophagostomum sikae</i>	Strongyloidea		Europe	Chowdhury 2001, Patrelle <i>et al.</i> 2014
	<i>Oesophagostomum spp.</i>	Strongyloidea		Asie (captivité)	Dharmarajan <i>et al.</i> 2005, Kanungo <i>et al.</i> 2010
	<i>Oesophagostomum venulosum</i>	Strongyloidea	87-105x55-64 (Anderson 2000)	Cosmopolite	Anderson 2000, Chowdhury 2001, Panayatova-Pencheva 2013, Taylor 2007
	<i>Schulzinema miroljubovi</i>	Strongyloidea		Russie	Chowdhury 2001
	<i>Skrjabinema ovis</i>	Oxyuroidea	55-60x32-35 (Taylor <i>et al.</i> 2007)	Peu fréquent	Chowdhury 2001, Taylor <i>et al.</i> 2007
	<i>Skrjabinema parva</i>	Oxyuroidea		Amérique du Nord	Taylor <i>et al.</i> 2007
	<i>Trichuris capreoli</i>	Trichinelloidea		Commun	Chowdhury 2001, Taylor <i>et al.</i> 2007
	<i>Trichuris gazellae</i>	Trichinelloidea		Europe et Russie	Chowdhury 2001
	<i>Trichuris globulosa</i>	Trichinelloidea		Commun (Zoos)	Chowdhury 2001, Rana <i>et al.</i> 2015, Taylor <i>et al.</i> 2007
	<i>Trichuris ovis</i>	Trichinelloidea	70-80x30-42 (Thienpont <i>et al.</i> 2003)	Commun	Anderson 2000, Chowdhury 2001, Taylor <i>et al.</i> 2007, Thienpont <i>et al.</i> 2003
	<i>Trichuris skrjabini</i>	Trichinelloidea		Rare	Anderson 2000, Chowdhury 2001
	<i>Trichuris spp.</i>	Trichinelloidea	60-85x40-45 (Beugnet <i>et al.</i> 2004)	Cosmopolite (Zoos)	Beugnet <i>et al.</i> 2004, Canavan 1929, Chowdhury 2001, Gurler

Annexe 3. Liste des parasites internes des Cervidés observables par coproscopie

					<i>et al.</i> 2010, Kanungo <i>et al.</i> 2010, Kvapil <i>et al.</i> 2017
RESPIRATOIRE					
Cavités nasales/ Pharynx	<i>Mammomonogamus/Syngamus laryngeus</i>	Strongyloidea	42-45x75-85	Régions tropicales	Taylor <i>et al.</i> 2007
	<i>Mammomonogamus nasicola</i> <i>Mammomonogamus spp.</i>	Strongyloidea Strongyloidea		Régions tropicales Régions tropicales	Graber <i>et al.</i> 1971 Anderson 2000
Trachée/Bronches	<i>Dictyocaulus capreolus</i> <i>Dictyocaulus eckerti/noerneri</i>	Trichostrongyloidea Trichostrongyloidea	L1 : 295-357 (Deplazes <i>et al.</i> 2016)	Europe Commun	Taylor <i>et al.</i> 2007 Anderson 2000, Chowdhury 2001, Deplazes <i>et al.</i> 2016, Taylor <i>et al.</i> 2007
	<i>Dictyocaulus filaria</i>	Trichostrongyloidea	116-138x68-90 L1 : 550-585 (Anderson 2000)	Amérique du Nord, Eurasie	Anderson 2000, Chowdhury 2001
	<i>Dictyocaulus hadweni</i>	Trichostrongyloidea	82-88x32-38	Amérique du Nord	Chowdhury 2001, Foreyt 2001
	<i>Dictyocaulus viviparus</i>	Trichostrongyloidea	82-88x32-38 L1 : 300-360	Commun	Chowdhury 2001, Taylor <i>et al.</i> 2007
Poumons	<i>Cystocaulus ocreatus</i>	Metastrongyloidea	L1 : 340-480 (Soulsby 1965)	Mondiale	Soulsby 1965, Taylor <i>et al.</i> 2007
	<i>Dictyocaulus capreolus</i> <i>Dictyocaulus eckerti</i>	Trichostrongyloidea Trichostrongyloidea	L1 : 295-357	Suède Europe, Asie, Amérique du Nord	Deplazes <i>et al.</i> 2016 Deplazes <i>et al.</i> 2016
	<i>Dictyocaulus spp.</i>	Trichostrongyloidea		Mondiale (Zoos)	Foreyt 2001, Khatun <i>et al.</i> 2014
	<i>Dictyocaulus viviparus</i>	Trichostrongyloidea	L1 : 300-360 (Beugnet <i>et al.</i> 2014)	Rare	Beugnet <i>et al.</i> 2004, Deplazes <i>et al.</i> 2016
	<i>Muellerius capillaris</i>	Metastrongyloidea	L1 : 250-320 (Van Wyk <i>et al.</i>	Europe	Chowdhury 2001, Taylor <i>et al.</i> 2007, Van Wyk <i>et</i>

Annexe 3. Liste des parasites internes des Cervidés observables par coproscopie

	<i>Muellerius spp.</i>	Metastrongyloidea	2004)	Amérique du Nord, Europe	<i>al.</i> 2004 Chowdhury 2001
	<i>Protostrongylus coburni</i>	Metastrongyloidea		Michigan (très rare)	Chowdhury 2001
	<i>Protostrongylus rufescens</i>	Metastrongyloidea	L1 : 370-400	Mondiale	Taylor <i>et al.</i> 2007
	<i>Varestrongylus alces</i>	Metastrongyloidea	L1 : 221,5-373,7	Europe	Verocai <i>et al.</i> 2014
	<i>Varestrongylus alpenae</i>	Metastrongyloidea	L1 : 281-311	Amérique du Nord	Anderson 2000, Chowdhury 2001
	<i>Varestrongylus/Capreocaulus capreoli</i>	Metastrongyloidea	L1 : 285-341 (Anderson 2000)	Commun	Anderson 2000, Chowdhury 2001, Taylor <i>et al.</i> 2007
	<i>Varestrongylus/Bicaulus sagittatus</i>	Metastrongyloidea	L1 : 233-305	Europe (Commun)	Anderson 2000, Chowdhury 2001, Taylor <i>et al.</i> 2007
247 MUSCLE ET SYSTEME NERVEUX	<i>Elaphostrongylus alces</i>	Metastrongyloidea	L1 : 377-445	Suède, Sibérie	Anderson 2000, Chowdhury 2001
	<i>Elaphostrongylus cervi</i>	Metastrongyloidea	L1 : 377-473	Europe, Canada et Altaï	Anderson 2000, Chowdhury 2001, Panayatova-Pencheva 2008
	<i>Elaphostrongylus rangiferi</i>	Metastrongyloidea	L1 : 288-403	Europe, Asie, Canada	Anderson 2000, Taylor <i>et al.</i> 2007
	<i>Parelaphostrongylus andersoni</i>	Metastrongyloidea	L 1 : 308-382	Amérique du Nord	Anderson 2000, Chowdhury 2001
	<i>Parelaphostrongylus odocoilei</i>	Metastrongyloidea	L1 : 367-378	Amérique du Nord	Anderson 2000, Chowdhury 2001
	<i>Parelaphostrongylus/ Elaphostrongylus/ Odocoileostrongylus tenuis</i>	Metastrongyloidea	L1 : 310-380	Amérique du Nord	Anderson 2000, Foreyt 2001, Garapin 2014, Nichols <i>et al.</i> 1986, Samuel <i>et al.</i> 2001, Taylor <i>et al.</i> 2007
FOIE	<i>Eurytrema pancreaticum</i>	Echinostomatoidea	50-80x35-40	Commun	Chowdhury 2001, KSP 2003

Annexe 3. Liste des parasites internes des Cervidés observables par coproscopie

248

	<i>Dicrocoelium dentriticum/ lanceolatum</i>	Echinostomatoidea	36-45x22-30 (Samuel <i>et al.</i> 2001)	Commun	Bowman 2009, Chowdhury 2001, Samuel <i>et al.</i> 2001, Taylor <i>et al.</i> 2007
	<i>Dicrocoelium hospes</i>	Echinostomatoidea		Afrique	Taylor <i>et al.</i> 2007
	<i>Dicrocoelium suppereri</i>	Echinostomatoidea		Europe	Chowdhury 2001
	<i>Fasciola gigantica</i>	Echinostomatoidea		Mondiale	Chowdhury 2001, Taylor <i>et al.</i> 2007
	<i>Fasciola hepatica</i>	Echinostomatoidea	130-145x70-90 (Thienpont <i>et al.</i> 2003)	Commun	Bowman 2009, Chowdhury 2001, Taylor <i>et al.</i> 2007, Thienpont <i>et al.</i> 2003
	<i>Fascioloides magna</i>	Echinostomatoidea	109-168x75-96	Amérique du Nord, Europe, Afrique du Sud, Mexique	Bowman 2009, Chowdhury 2001, Taylor <i>et al.</i> 2007
	<i>Fasciola spp.</i>	Echinostomatoidea		Bangladesh (Zoo)	Kanungo <i>et al.</i> 2010, Khatun <i>et al.</i> 2014, Rahman <i>et al.</i> 2014
<i>Parafasciolopsis fasciolomorpha</i>	Echinostomatoidea		Sibérie	Chowdhury 2001	
<i>Stilesia hepatica</i>	Anoplocephalidae		Afrique et Asie	Taylor <i>et al.</i> 2007	
<i>Wyominia tetoni</i>	Anoplocephalidae		Amérique Du Nord (Ouest)	Chowdhury 2001	
SYSTEME VASCULAIRE	<i>Heterobilharzia americana</i>	Schistosomatoidea		Amérique du Nord	Chowdhury 2001, Yamini et Veen 1988

Annexe 4. Liste des parasites internes des Eléphantidés observables par coproscopie

Annexe 4. Liste des parasites internes des Eléphantidés observables par coproscopie

En fonction de leur caractère pathogène ou de leur fréquence, les parasites les plus importants apparaissent en gras dans la colonne « Parasites ». Lorsque des parasites sont rapportés dans des parcs zoologiques, la mention « (Zoo) » est indiquée dans la colonne « Distribution géographique / Fréquence ».

Système atteint	Parasites	Classification	Taille de l'œuf/oocyste (en µm)	Distribution géographique / Fréquence	Références
DIGESTIF					
Œsophage					
Estomac(s)	<i>Haemonchus contortus</i>	Trichostrongyloidea	62-95x36-50 (Thienpont <i>et al.</i> 2003)	Cosmopolite	Anderson 2000, Chowdhury 2001, Mbaya <i>et al.</i> 2013, Thienpont <i>et al.</i> 2003
	<i>Khalilia/Amira sameera</i>	Strongyloidea	57-78x38-40 (Ogden 1966)	Afrique	Fowler 2006, McLean <i>et al.</i> 2012, Ogden 1966
	<i>Murshidia africana</i>	Strongyloidea	62x32	Afrique	Fowler 2006
	<i>Parabronema africanum/congolense</i>	Spiruroidea	75x7 (Chabaud et Mouchet 1956)	Afrique, UK (Zoo)	Chabaud et Mouchet 1956, Fowler 2006, Graber 1975, Kinsella <i>et al.</i> 2004
	<i>Parabronema indicum</i>	Spiruroidea		Asie	Fowler 2006
	<i>Parabronema longispiculatum</i>	Spiruroidea		Afrique	Fowler 2006, Graber 1975, Kinsella <i>et al.</i> 2004
	<i>Parabronema rhodesiense</i>	Spiruroidea		Afrique	Fowler 2006, Kinsella <i>et al.</i> 2004
	<i>Parabronema smithi</i>	Spiruroidea		Asie	Seneviratna <i>et al.</i> 1968
	<i>Quilonia africana</i>	Strongyloidea	73x30 (Fowler 2006)	Afrique	Fowler 2006, McLean <i>et al.</i> 2012, Vuylsteke 1935
<i>Trichostrongylus Colubriformis</i>	Trichostrongyloidea		Pakistan	Mbaya <i>et al.</i> 2013	
<i>Tugumea heterocaeca</i>	Paramphostomatoidea		Autriche (Zoo)	Panayatova-Pencheva 2013	

Annexe 4. Liste des parasites internes des Eléphantidés observables par coproscopie

250

Intestin grêle	<i>Anoplocephala manubriata</i>	Anoplocephalidae	Diamètre : 81-94 (Perera <i>et al.</i> 2017) 80x70 (Fowler 2006)	Asie	Fowler 2006, Perera <i>et al.</i> 2017
	<i>Anoplocephala mpwapwae</i> <i>Anoplocephala sp.</i> <i>Blastocystis sp.</i> <i>Bunostomum brevispiculum</i> <i>Bunostomum foliatum</i> <i>Bunostomum hamatum</i> <i>Cryptosporidium parvum</i>	Anoplocephalidae Anoplocephalidae Blastocystidae Ancylostomatoidea Ancylostomatoidea Ancylostomatoidea Cryptosporidiidae	4,6-5,4x3,8-4,7 (Taylor <i>et al.</i> 2007)	Afrique Malaisie Europe, Australie (Zoos) Afrique Asie Afrique Mondiale (Zoo)	Fowler 2006 Hing <i>et al.</i> 2013 Parker <i>et al.</i> 2010 Fowler 2006 Fowler 2006 Fowler 2006 Fowler 2006, Gómez <i>et al.</i> 2000, Gracenea <i>et al.</i> 2002, Taylor <i>et al.</i> 2007
	<i>Entamoeba sp.</i> <i>Murshidia linstowi</i> <i>Protofasciola robusta</i>	Sarcomastigophora Strongyloidea Echinostomatoidea	Kyste : 4-14 50x38 107-110x57-61 (Vitovec <i>et al.</i> 1984)	Sri Lanka (Zoo) Afrique Afrique, Asie	Aviruppola <i>et al.</i> 2016 Fowler 2006 Dinnik <i>et al.</i> 1963, Kinsella <i>et al.</i> 2004, Obanda <i>et al.</i> 2011, Vitovec <i>et al.</i> 1984
	<i>Strongyloides elephantis</i> <i>Strongyloides papillosus</i>	Rhabditoidea Rhabditoidea	49x23 47-65x25-26 (Thienpont <i>et al.</i> 2003)	Asie Mondiale	Fowler 2006 Anderson 2000, Foreyt 2001, Mbaya <i>et al.</i> 2013, Thienpont <i>et al.</i> 2003
	<i>Strongyloides spp.</i> <i>Toxocara elephantis</i>	Rhabditoidea Ascaridoidea		Inde Asie (rare)	Pechimuthu 2014 Fowler 2006
	Caecum/Côlon	<i>Balantidium coli</i>	Balantidiidae	Kyste : 40-60 Trophozoïte : 300 (Taylor <i>et al.</i> 2007) 63x33 27,4-68,3x18,3-39,1 114x76 50x25	Mondiale (Zoo) Inde Inde Afrique Afrique Afrique Asie
	<i>Bathmostomum sangeri</i> <i>Bathmostomum sp.</i> <i>Blepharoconus krugerensis</i> <i>Brumptia bicaudata</i> <i>Choniangium algericum</i> <i>Choniangium epistomum</i>	Strongyloidea Strongyloidea Gymnostomatida Trematoda Strongyloidea Strongyloidea			

Annexe 4. Liste des parasites internes des Eléphantidés observables par coproscopie

	<i>Choniangium magnostomum</i>	Strongyloidea		Asie, Portugal (Zoo)	<i>al.</i> 1961, Fowler 2006
	<i>Decrusia additicta</i>	Strongyloidea	80x36	Asie	SCVD 2007, Fowler 2006, Panayatova-Pencheva 2013
	<i>Decrusia decrusi</i>	Strongyloidea		Asie	SCVD 2007, Fowler 2006, Round 1962
	<i>Decrusia spp.</i>	Strongyloidea Strongyloidea		Asie Inde, Afrique	Fowler 2006
	<i>Eimeria bovis</i>	Eimeriidae	23-34x17-23	Pakistan	Dharmarajan <i>et al.</i> 2005, Fowler 2006, Kinsella <i>et al.</i> 2004
	<i>Elephantophilus zeta</i>	Ciliophora		Afrique, Asie	Dorchies <i>et al.</i> 2012, Mbaya <i>et al.</i> 2013
	<i>Endoralium loxodontae</i>	Entodiniomorphida	100-177x50-90	Afrique	Eloff et Hoven 1980
	<i>Entamoeba sp.</i>	Sarcomastigophora	Kyste : 4-14	Mondiale (Zoo)	Eloff et Hoven 1980
	<i>Equinurba blackei</i>	Strongyloidea		Afrique	Aviruppola <i>et al.</i> 2016
	<i>Equinurba sipunculiformis</i>	Strongyloidea	63x36	Asie, Portugal (Zoo)	Carreno et Kinsella 2008
	<i>Equinurba spp.</i>	Strongyloidea		Afrique	Carreno et Kinsella 2008, Fernando <i>et al.</i> 1961, Panayatova <i>et al.</i> 2013
	<i>Gastrodiscus aegyptiacus</i>	Paramphistomatoidea	140x95	Afrique	Fowler 2006, Kinsella <i>et al.</i> 2004
	<i>Gastrodiscus secundus</i>	Paramphistomatoidea		Asie	Fowler 2006
	<i>Hawkesius hawkesii</i>	Paramphistomatoidea		Europe (Zoos)	Chowdhury 2001, Bhalerao 1933, Fowler 2006
	<i>Helicozoster indicus</i>	Paraisotrichidae			Panayatova-Pencheva 2013
	<i>Helicozoster proboscidius</i>	Paraisotrichidae	80-100x47-70	Afrique	Timoshenko <i>et al.</i> 1997
	<i>Khalilia/Amira pileata</i>	Strongyloidea	57-75x28-35	Asie	Eloff et Hoven 1980
	<i>Khalilia/Amira straelini</i>	Strongyloidea		Afrique	Ogden 1966
	<i>Khalilia spp.</i>	Strongyloidea		Namibie	Ogden 1966
	<i>Latteuria media</i>	Paraisotrichidae	64-87x50-72	Ukraine (Zoo)	Thurber <i>et al.</i> 2011
	<i>Latteuria polyfaria</i>	Paraisotrichidae	82-155x64-142	Europe (Zoos)	Timoshenko <i>et al.</i> 1997
	<i>Latteuria sp.</i>	Paraisotrichidae		Congo	Kinsella <i>et al.</i> 2004
	<i>Latteuria trifaria</i>	Paraisotrichidae	33-54x22-36	Russie (Zoo)	Timoshenko <i>et al.</i> 1997

Annexe 4. Liste des parasites internes des Eléphantidés observables par coproscopie

<i>Lavierella africana</i>	Entodiniomorphida		Afrique	Eloff et Hoven 1980
<i>Leiperenia galebi</i>	Ascaridoidea		Zoo de Londres	Chabaud <i>et al.</i> 1989, Fowler 2006
<i>Leiperenia leiperi</i>	Ascaridoidea	60x56 (Fowler 2006)	Afrique	Chabaud <i>et al.</i> 1989, Fowler 2006, Kinsella <i>et al.</i> 2004
<i>Leiperenia moreli</i>	Ascaridoidea		Afrique	Chabaud <i>et al.</i> 1989, Fowler 2006, Kinsella <i>et al.</i> 2004
<i>Murshidia africana</i>	Strongyloidea	62x32	Afrique	Fowler 2006, McLean <i>et al.</i> 2012
<i>Murshidia anisa</i>	Strongyloidea		Afrique	Fowler 2006
<i>Murshidia aziza</i>	Strongyloidea		Afrique	Fowler 2006
<i>Murshidia brachyscelis</i>	Strongyloidea		Afrique	Fowler 2006
<i>Murshidia brevicapulatus</i>	Strongyloidea		Afrique	Fowler 2006
<i>Murshidia brevicaudata</i>	Strongyloidea		Afrique	Fowler 2006
<i>Murshidia dawoodi</i>	Strongyloidea		Afrique	Bowman 2009, Fowler 2006
<i>Murshidia elaphasi</i>	Strongyloidea		Asie	Fowler 2006
<i>Murshidia falcifera</i>	Strongyloidea	84x41	Asie, Europe (Zoos)	Fernando <i>et al.</i> 1961, Fowler 2006, Panayatova-Pencheva 2013
<i>Murshidia hadia</i>	Strongyloidea		Afrique	Fowler 2006, Vuylsteke 1935
<i>Murshidia indica</i>	Strongyloidea	56x29	Asie	Fowler 2006, Vidya <i>et al.</i> 2002
<i>Murshidia lanei</i>	Strongyloidea		Asie	Fowler 2006
<i>Murshidia linstowi</i>	Strongyloidea		Afrique	Kinsella <i>et al.</i> 2004, McLean <i>et al.</i> 2012
<i>Murshidia longicaudata</i>	Strongyloidea		Afrique	Fowler 2006, McLean <i>et al.</i> 2012, Vuylsteke 1935
<i>Murshidia loxodontae</i>	Strongyloidea		Afrique	Fowler 2006
<i>Murshidia memphisia</i>	Strongyloidea		Afrique	Fowler 2006
<i>Murshidia murshida</i>	Strongyloidea	72x48 (Witenberg 1925)	Asie, Europe (Zoos)	Caple <i>et al.</i> 1978, Fernando <i>et al.</i> 1961, Fowler 2006, Panayatova-Pencheva 2013, Witenberg 1925
<i>Murshidia neveu-lemairei</i>	Strongyloidea		Afrique	Fowler 2006

Annexe 4. Liste des parasites internes des Eléphantidés observables par coproscopie

<i>Murshidia omoensis</i>	Strongyloidea		Afrique	Fowler 2006
<i>Murshidia soundanensis</i>	Strongyloidea		Afrique	Fowler 2006
<i>Murshidia spp.</i>	Strongyloidea		Afrique, Asie	Canavan 1929, Dharmarajan <i>et al.</i> 2005, Thurber <i>et al.</i> 2011
<i>Murshidia vuylstekae</i>	Strongyloidea		Afrique	Fowler 2006, Kinsella <i>et al.</i> 2004
<i>Murshidia witenbergi</i>	Strongyloidea		Afrique	Fowler 2006
<i>Oesophagostomum columbianum</i>	Strongyloidea		Pakistan	Mbaya <i>et al.</i> 2013
<i>Paraisotricha colpoidea</i>	Paraisotrichidae			Timoshenko <i>et al.</i> 1997
<i>Paraisotricha minuta</i>	Paraisotrichidae			Timoshenko <i>et al.</i> 1997
<i>Paraisotricha sp.</i>	Paraisotrichidae		Congo	Kinsella <i>et al.</i> 2004
<i>Pfenderius birmanicus</i>	Paramphistomatoidea		Asie	Chowdhury 2001, Fowler 2006
<i>Pfenderius heterocaeca</i>	Paramphistomatoidea		Asie	Chowdhury 2001, Fowler 2006
<i>Pfenderius papillatus</i>	Paramphistomatoidea	150x70 (Fowler 2006)	Asie	Chowdhury 2001, Bhalerao 1933, Fernando <i>et al.</i> 1961
<i>Polydinium mysoreum</i>	Entodiniomorphida	130x70	Afrique, Asie	Eloff et Hoven 1980
<i>Protofasciola robusta</i>	Echinostomatoidea	107-110x57-61 (Vitovec <i>et al.</i> 1984)	Afrique, Asie	Fowler 2006, Vitovec <i>et al.</i> 1984
<i>Prototapirella elephantis</i>	Ciliophora		Afrique	Buisson 1923
<i>Pseudodiscus collinsi</i>	Paramphistomatoidea	135x86 (Fowler 2006)	Asie	Chowdhury 2001, Bhalerao 1933, Fowler 2006
<i>Pseudodiscus hawkesii</i>	Paramphistomatoidea	135x70 (Fowler 2006)	Asie	Chowdhury 2001, Bhalerao 1933, Fowler 2006
<i>Pterodinium microlithovorax</i>	Entodiniomorphida		Afrique	Eloff et Hoven 1980
<i>Quilonia apiensis</i>	Strongyloidea		Afrique	Fowler 2006, Vuylsteke 1935
<i>Quilonia brevicauda</i>	Strongyloidea		Afrique	Fowler 2006
<i>Quilonia ethiopica</i>	Strongyloidea		Afrique	Fowler 2006
<i>Quilonia khalili</i>	Strongyloidea		Afrique	Fowler 2006
<i>Quilonia loxodontae</i>	Strongyloidea	75x38 (Fowler 2006)	Afrique	Fowler 2006, Kinsella <i>et al.</i> 2004
<i>Quilonia magna</i>	Strongyloidea		Afrique	Fowler 2006, Kinsella <i>et al.</i> 2004

Annexe 4. Liste des parasites internes des Eléphantidés observables par coproscopie

	<i>Mammomonogamus loxodontis</i>	Strongyloidea		Afrique	Červená <i>et al.</i> 2017, Fowler 2006
	<i>Mammomonogamus spp.</i>	Strongyloidea		Régions topicales (Afrique)	Anderson 2000, Kinsella <i>et al.</i> 2004
	<i>Syngamus galebri</i>	Strongyloidea	100x52	Asie	Fowler 2006
Trachée/ Bronches					
Poumons					
FOIE	<i>Dicrocoelium dendriticum</i>	Echinostomatoidea	36-45x22-30	Afrique	Fowler 2006, Samuel <i>et al.</i> 2001
	<i>Fasciola gigantica</i>	Echinostomatoidea	170-190x90-100	Mondiale	Chowdhury 2001, Taylor <i>et al.</i> 2007
	<i>Fasciola hepatica</i>	Echinostomatoidea	130-150x65-90 (Taylor <i>et al.</i> 2007)	Mondiale (Zoo)	Fowler 2006, Panayatova-Pencheva 2013, Taylor <i>et al.</i> 2007
	<i>Fasciola/Fascioloides jacksoni</i>	Echinostomatoidea	108-132x60-72 (Caple <i>et al.</i> 1978)	Asie, Afrique	Bhalerao 1933, Caple <i>et al.</i> 1978, Fowler 2006, Heneberg 2013, Perera <i>et al.</i> 2009
	<i>Fasciola sp.</i>	Echinostomatoidea		Afrique, Asie	Dinnik <i>et al.</i> 1963, Hing <i>et al.</i> 2013
	<i>Grammocephalus clathratus</i>	Ancylostomatoidea	50x35 (<i>in utero</i>)	Afrique	Basson <i>et al.</i> 1971, Fowler 2006, Obanda <i>et al.</i> 2011
	<i>Grammocephalus hybridatus</i>	Ancylostomatoidea		Asie	Fowler 2006, SCVD 2007, Seneviratna <i>et al.</i> 1968
	<i>Grammocephalus intermedius</i>	Ancylostomatoidea		Afrique	Fowler 2006
	<i>Grammocephalus varedatus</i>	Ancylostomatoidea	68x37	Asie	Fowler 2006, SCVD 2007
SYSTEME VASCULAIRE	<i>Bivitellobilharzia loxodontae</i>	Schistosomatoidea		Afrique	Fowler 2006, Kinsella <i>et al.</i> 2004
	<i>Bivitellobilharzia nairi</i>	Schistosomatoidea	138-183x70-91 (épine : 9-25)	Asie	Devkota <i>et al.</i> 2014, Fowler 2006

Annexe 5. Liste des parasites internes des Equidés observables par coproscopie

Annexe 5. Liste des parasites internes des Equidés observables par coproscopie

En fonction de leur caractère pathogène ou de leur fréquence, les parasites les plus importants apparaissent en gras dans la colonne « Parasites ». Lorsque des parasites sont rapportés dans des parcs zoologiques, la mention « (Zoo) » est indiquée dans la colonne « Distribution géographique / Fréquence ».

256

Systeme atteint	Parasites	Classification	Taille de l'œuf/oocyste (en µm)	Distribution géographique / Fréquence	Références
DIGESTIF					
Œsophage	<i>Gongylonema pulchrum</i>	Spiruroidea	50-70x25-37	Cosmopolite	Anderson 2000, Bowman 2009, Taylor <i>et al.</i> 2007
Estomac(s)	<i>Physocephalus sexalatus</i>	Spiruroidea	31-45x12-26		Anderson 2000, Gibbons <i>et al.</i> 2010
	<i>Draschia megastoma</i>	Habronematoidea	Larve 1 : 110	Fréquent	Anderson 2000, Bandin 2004, Krecek 1987
	<i>Habronema longistoma</i>	Habronematoidea			Krecek 1989
	<i>Habronema majus/microstoma</i>	Habronematoidea	45-59x16 (Taylor <i>et al.</i> 2007)	Mondiale (fréquent)	Bandin 2004, Krecek 1989, Taylor <i>et al.</i> 2007
	<i>Habronema malani</i>	Habronematoidea	40-80x4-16	Afrique du Sud, Namibie	Bandin 2004, Krecek 1989
	<i>Habronema muscae</i>	Habronematoidea	40-50x10-12 (Taylor <i>et al.</i> 2007)	Mondiale (fréquent)	Anderson 2000, Bandin 2004, Krecek 1989, Taylor <i>et al.</i> 2007
	<i>Habronema spp.</i>	Habronematoidea	40-55x8-16 L1 : 110x10-12	Afrique du Sud	Euzéby 1981, Krecek 1987, Thienpont <i>et al.</i> 2003
	<i>Habronema tyosenense</i>	Habronematoidea			Krecek 1989
	<i>Habronema zebrae</i>	Habronematoidea		Fréquent	Bandin 2004, Krecek 1987
	<i>Haemonchus contortus</i>	Trichostrongyloidea	70-84x40-50	Kenya	Muoria <i>et al.</i> 2005
<i>Trichostrongylus axei</i>	Trichostrongyloidea	70-108x30-48	Cosmopolite (fréquent)	Bartosik 2010, Epe <i>et al.</i> 2001, Taylor <i>et al.</i> 2007, Thienpont <i>et al.</i> 2003	
	<i>Trichostrongylus thomasi</i>	Trichostrongyloidea		Peu commun	Bandin 2004, Krecek 1987

Annexe 5. Liste des parasites internes des Equidés observables par coproscopie

Intestin grêle	<i>Anoplocephala magna</i>	Anoplocephalidae	Ø : 50-60 (Thienpont <i>et al.</i> 2003)	Mondiale	Bandin 2004, Bowman 2009, Round 1968, Thienpont <i>et al.</i> 2003 Bandin 2004, Bowman 2009, Krecek <i>et al.</i> 1994, Thienpont <i>et al.</i> 2003 Perera 2017, Round 1968 Fayer 1986, Lim <i>et al.</i> 2008, Samuel <i>et al.</i> 2001, Taylor <i>et al.</i> 2007 Taylor <i>et al.</i> 2007 Muoria <i>et al.</i> 2005 Muoria <i>et al.</i> 2005 Pérez Córdón <i>et al.</i> 2008 Taylor <i>et al.</i> 2007 Pérez Córdón <i>et al.</i> 2008 Bandin 2004, Krecek 1989 Aviruppola <i>et al.</i> 2016 Muoria <i>et al.</i> 2005 Bowman 2009, Round 1968, Thienpont <i>et al.</i> 2003 Anderson 2000, Bandin 2004, Chowdhury 2001, Epe <i>et al.</i> 2001, Lacaille 2014, Thienpont <i>et al.</i> 2003 Anderson 2000, Foreyt 2001, Thienpont <i>et al.</i> 2003 Bandin 2004, Beugnet <i>et al.</i> 2004, Epe <i>et al.</i> 2001, Euzéby 1981, Krecek
	<i>Anoplocephala perfoliata</i>	Anoplocephalidae	Ø : 65-80 (Thienpont <i>et al.</i> 2003)	Mondiale	
	<i>Anoplocephala rhodesiensis</i>	Anoplocephalidae			
	<i>Cryptosporidium spp.</i>	Cryptosporidiidae	4,6-5,4x3,8-4,7 (Taylor <i>et al.</i> 2007)	Mondiale	
	<i>Eimeria leuckarti</i>	Eimeriidae	70-90x49-69	Mondiale	
	<i>Entamoeba coli</i>	Entamoebidae		Kenya	
	<i>Entamoeba hystolitica</i>	Entamoebidae		Kenya	
	<i>Entamoeba spp.</i>	Entamoebidae		Espagne	
	<i>Giardia duodenalis/intestinalis</i>	Diplomonadidae	8-12x7-10µm	Mondiale	
	<i>Iodamoeba bütschlii</i>	Entamoebidae		Espagne	
	<i>Habronema tomasi</i>	Habronematoidea	96-120x8-12	Afrique du Sud	
	<i>Moniezia sp.</i>	Anoplocephalidae		Mondiale	
	<i>Nematodirus sp.</i>	Trichostrongyloidea		Kenya	
<i>Paranoplocephala mamillana</i>	Anoplocephalidae	Ø : 50-60 (Thienpont <i>et al.</i> 2003)	Mondiale		
<i>Parascaris equorum</i>	Ascarididae	100x90 (Thienpont <i>et al.</i> 2003)	Mondiale		
<i>Strongyloides papillosus</i>	Rhabditoidea	47-65x25-26 (Thienpont <i>et al.</i> 2003)	Mondiale		
<i>Strongyloides westeri</i>	Rhabditoidea	40-52x32-40 (Taylor <i>et al.</i> 2007)	Mondiale (rare chez le zèbre)		

Annexe 5. Liste des parasites internes des Equidés observables par coproscopie

			L1 : 280-300x15 (Euzéby 1981)		1987, Taylor <i>et al.</i> 2007
Caecum/Côlon	<i>Anoplocephala perfoliata</i>	Anoplocephalidae	Ø : 65-85 Embryon : 16	Mondiale	Bandin 2004, Bowman 2009, Krecek <i>et al.</i> 1994, Thienpont <i>et al.</i> 2003
	<i>Balantidium coli</i>	Balantidiidae	Kyste : 40-60 Trophozoïte : 300 (Taylor <i>et al.</i> 2007)	Mondiale (Zoo)	Muoria <i>et al.</i> 2005, Rahman <i>et al.</i> 2014, Taylor <i>et al.</i> 2007
	<i>Coronocyclus coronatus</i>	Strongyloidea	92-103x44-55	Cosmopolite	Kuzmina <i>et al.</i> 2013, Lichtenfels 2008
	<i>Coronocyclus labiatus</i>	Strongyloidea	76-80x32-38	Cosmopolite	Kuzmina <i>et al.</i> 2013, Lichtenfels 2008
	<i>Coronocyclus/Cyathostomum Labratus</i>	Strongyloidea	93-98x39-44	Cosmopolite	Krecek <i>et al.</i> 1994, Kuzmina <i>et al.</i> 2013, Lichtenfels 2008
	<i>Coronocyclus sagittatus</i>	Strongyloidea	86-94x44-50	Europe, Asie	Kuzmina <i>et al.</i> 2013, Lichtenfels 2008
	<i>Craterostomum acuticaudatum</i>	Strongyloidea	120x60	Fréquent	Bandin 2004, Krecek 1987, Lichtenfels 2008
	<i>Craterostomum tenuicauda</i> <i>Crossocephalus viviparus</i>	Strongyloidea Cosmocercoidea		Fréquent	Boulenger 1920 Bandin 2004, Krecek 1987, Round 1968
	<i>Cyathostomum alveatum</i>	Strongyloidea	80-90x40-49	Fréquent	Bandin 2004, Krecek 1987, Lichtenfels 2008
	<i>Cyathostomum catinatum</i>	Strongyloidea	95-105x44-48	Cosmopolite	Krecek <i>et al.</i> 1994, Lichtenfels 2008
	<i>Cyathostomum montgomeryi</i>	Strongyloidea		Fréquent (Afrique)	Bandin 2004, Boulenger 1920, Krecek 1987, Lichtenfels 2008
	<i>Cyathostomum pateratum</i>	Strongyloidea	90-100x40-45	Cosmopolite	Kuzmina <i>et al.</i> 2013, Lichtenfels 2008

Annexe 5. Liste des parasites internes des Equidés observables par coproscopie

<i>Cyathostomum/Cylicocercus/ Cylicostomum/Trichonema spp.</i>	Strongyloidea	100-110x40-45 L3 : 850	Fréquent	Epe <i>et al.</i> 2001, Thienpont <i>et al.</i> 2003, Lichtenfels 2008
<i>Cyathostomum tetracanthum</i>	Strongyloidea	76-80x36-40	Fréquent	Bandin 2004, Krecek 1987, Lichtenfels 2008
<i>Cylicocyclus adersi</i>	Strongyloidea	80-88x36-40	Fréquent (Afrique)	Bandin 2004, Krecek 1987, Lichtenfels 2008
<i>Cylicocyclus ashworthi</i>	Strongyloidea	80-84x40-44	Cosmopolite	Bandin 2004, Lichtenfels 2008
<i>Cylicocyclus asini</i>	Strongyloidea	35-115x17-65	Cosmopolite	Lichtenfels 2008
<i>Cylicocyclus auriculatus</i>	Strongyloidea	86-90x44-48	Asie, Afrique	Boulenger 1920, Kuzmina <i>et al.</i> 2013, Lichtenfels 2008, Round 1968
<i>Cylicocyclus elongatus</i>	Strongyloidea	105-111x48-52	Cosmopolite	Bandin 2004, Boulenger 1920, Krecek 1987, Lichtenfels 2008
<i>Cylicocyclus gyalcephaloides</i>	Strongyloidea	79-110x49-61	Fréquent (Afrique)	Kuzmina <i>et al.</i> 2013, Lichtenfels 2008
<i>Cylicocyclus insigne</i>	Strongyloidea	88-94x54-56	Cosmopolite	Boulenger 1920, Krecek <i>et al.</i> 1994, Lichtenfels 2008
<i>Cylicocyclus leptostomum</i>	Strongyloidea	58-100x38-40	Cosmopolite	Kuzmina <i>et al.</i> 2013, Lichtenfels 2008
<i>Cylicocyclus nassatus</i>	Strongyloidea	87-95x40-48	Cosmopolite	Kuzmina <i>et al.</i> 2013, Lichtenfels 2008
<i>Cylicocyclus radiatus</i>	Strongyloidea	92-104x44-48	Cosmopolite	Lichtenfels 2008
<i>Cylicocyclus triramosus</i>	Strongyloidea	54-82x38-46	Afrique	Bandin 2004, Krecek 1987, Lichtenfels 2008
<i>Cylicocyclus ultrajectinus</i>	Strongyloidea	130-140x59-65	Cosmopolite	Lichtenfels 2008
<i>Cylicodontophorus bicoronatus</i>	Strongyloidea	112-120x56-58	Fréquent (Afrique)	Kuzmina <i>et al.</i> 2013, Lichtenfels 2008
<i>Cylicodontophorus reinecke</i>	Strongyloidea	76-106x39-59	Cosmopolite	Bandin 2004, Krecek 1987, Lichtenfels 2008, Scialdo- Krecek 1984

Annexe 5. Liste des parasites internes des Equidés observables par coproscopie

	<i>Cylicodontophorus schuermanni</i>	Strongyloidea		Cosmopolite	Bandin 2004, Krecek 1987, Round 1968
	<i>Cylicostephanus bidentatus</i>	Strongyloidea	95-105x44-48	Cosmopolite	Bandin 2004, Krecek 1987, Lichtenfels 2008
	<i>Cylicostephanus calicatus</i>	Strongyloidea	57-69x37-45	Cosmopolite	Bandin 2004, Krecek 1987, Lichtenfels 2008
	<i>Cylicostephanus goldi</i>	Strongyloidea	100-114x47-56	Mondiale	Kuzmina <i>et al.</i> 2013, Lichtenfels 2008
	<i>Cylicostephanus hybridus</i>	Strongyloidea	88-96x47-50	Cosmopolite	Kuzmina <i>et al.</i> 2013, Lichtenfels 2008
	<i>Cylicostephanus longibursatus</i>	Strongyloidea	85-93x40-46	Cosmopolite	Kuzmina <i>et al.</i> 2013, Lichtenfels 2008
	<i>Cylicostephanus longiconus</i>	Strongyloidea			Krecek <i>et al.</i> 1994
	<i>Cylicostephanus/Cylicostomum minutus</i>	Strongyloidea	53-60x34-37	Cosmopolite	Bandin 2004, Boulenger 1920, Krecek 1987, Lichtenfels 2008
	<i>Cylicostomum zebrae</i>	Strongyloidea			Boulenger 1920
	<i>Cylindropharynx brevicauda</i>	Strongyloidea	88-92x44-49	Afrique	Boulenger 1920, Lichtenfels 2008
	<i>Cylindropharynx dollfusi</i>	Strongyloidea			Round 1968
	<i>Cylindropharynx intermedia</i>	Strongyloidea	95-106x56-61	Afrique	Lichtenfels 2008, Round 1968
	<i>Cylindropharynx longicauda</i>	Strongyloidea	84-95x44-56	Afrique	Boulenger 1920, Lichtenfels 2008
	<i>Cylindropharynx ornata</i>	Strongyloidea			Round 1968
	<i>Cylindropharynx rhodesiensis</i>	Strongyloidea			Round 1968
	<i>Cylindropharynx spp.</i>	Strongyloidea			Samuel <i>et al.</i> 2001
	<i>Gastrodiscus aegyptiacus</i>	Paramphistomatoidea	170x98	Afrique	Bandin 2004, Malek 1971
	<i>Gyalocephalus capitatus</i>	Strongyloidea	90-118x50-68	Cosmopolite	Kuzmina <i>et al.</i> 2013, Lichtenfels 2008
	<i>Isospora belli</i>	Eimeriidae		Kenya	Muoria <i>et al.</i> 2005
	<i>Oesophagodontus robustus</i>	Strongyloidea	88-130x40-60	Mondiale	Bandin 2004, Boulenger 1920, Lichtenfels 2008

Annexe 5. Liste des parasites internes des Equidés observables par coproscopie

	<i>Oesophagostomum radiatum</i> <i>Oxyuris equi</i>	Strongyloidea Oxyuroidea	80-95x40-45 (Thienpont <i>et al.</i> 2003)	Mondiale Mondiale	Anderson 2000 Anderson 2000, Bandin 2004, Krecek 1987, Taylor <i>et al.</i> 2007, Thienpont <i>et al.</i> 2003
	<i>Parapoteriostomum euproctus</i> <i>Parapoteriostomum mettami</i>	Strongyloidea Strongyloidea	80-100x50-60 124-128x60-62	Cosmopolite Cosmopolite	Lichtenfels 2008 Kuzmina <i>et al.</i> 2013, Lichtenfels 2008
	<i>Parapoteriostomum schuermanni</i> <i>Petrovinema poculatum</i> <i>Poteriostomum imparidentatum</i>	Strongyloidea Strongyloidea Strongyloidea	102x50 61-73x32-34 96-108x48-56	Afrique Cosmopolite Cosmopolite	Lichtenfels 2008 Lichtenfels 2008 Kuzmina <i>et al.</i> 2013, Lichtenfels 2008
	<i>Poteriostomum ratzii</i>	Strongyloidea	95-115x50-57	Cosmopolite	Bandin 2004, Krecek 1987, Lichtenfels 2008
	<i>Probstmayria vivipara</i>	Cosmocercoidea	L3 : 1800 (Anderson 2000)	Mondiale	Anderson 2000, Bandin 2004, Krecek 1987, Taylor <i>et al.</i> 2007
	<i>Skrjabinodentus longiconus</i> <i>Strongylus spp.</i> <i>Strongylus asini</i>	Strongyloidea Strongyloidea Strongyloidea	107-128x42-64 61-66x37-46	Afrique du Sud Mondiale Afrique, Asie, Amérique du Nord	Lichtenfels 2008 Anderson 2000 Lichtenfels 2008, Malan <i>et al.</i> 1982
	<i>Strongylus/Alfortia edentatus</i>	Strongyloidea	78-88x48-52 L3 : 800x40	Mondiale	Anderson 2000, Foreyt 2001, Taylor <i>et al.</i> 2007, Thienpont <i>et al.</i> 2003
	<i>Strongylus equinus</i>	Strongyloidea	75-92x41-54 L3 : 1000x40	Mondiale	Anderson 2000, Thienpont <i>et al.</i> 2003
	<i>Strongylus/Delafondia vulgaris</i>	Strongyloidea	83-93x48-52 L3 : 800-1000x40	Mondiale	Anderson 2000, Epe <i>et al.</i> 2001, Thienpont <i>et al.</i> 2003
	<i>Trichuris spp.</i> <i>Triodontophorus brevicauda</i>	Trichinelloidea Strongyloidea	85-102x44-56	Espagne Afrique du Sud	Pérez Cordón <i>et al.</i> 2008 Kuzmina <i>et al.</i> 2013, Lichtenfels 2008
	<i>Triodontophorus burchelli</i>	Strongyloidea	66-102x33-57	Afrique	Lichtenfels 2008

Annexe 5. Liste des parasites internes des Equidés observables par coproscopie

	<i>Triodontophorus hartmannae</i> <i>Triodontophorus minor</i>	Strongyloidea Strongyloidea	75-93x39-48 86-99x43-54	Afrique Fréquent (Europe, Asie, Afrique)	Lichtenfels 2008 Bandin 2004, Boulenger 1920, Krecek 1987, Lichtenfels 2008
	<i>Triodontophorus nipponicus</i>	Strongyloidea	90-99x48-52	Mondiale	Krecek <i>et al.</i> 1994, Lichtenfels 2008
	<i>Triodontophorus serratus</i>	Strongyloidea	86-120x52-68	Mondiale	Bandin 2004, Boulenger 1920, Krecek 1987, Lichtenfels 2008
	<i>Triodontophorus tenuicollis</i>	Strongyloidea	84-98x41-49	Cosmopolite	Anderson 2000, Kuzmina <i>et al.</i> 2013, Lichtenfels 2008
RESPIRATOIRE					
Trachée/ Bronches	<i>Dictyocaulus arnfieldi</i>	Trichostrongyloidea	80-100x50-60 L1: 290-480 (Taylor <i>et al.</i> 2007)	Fréquent	Anderson 2000, Bandin 2004, Euzéby 1981, Taylor <i>et al.</i> 2007
Poumons					
FOIE	<i>Dicrocoelium dentriticum</i>	Echinostomatoidea	36-45x22-30	Asie, Europe, Amérique du Nord	Samuel <i>et al.</i> 2001
	<i>Fasciola hepatica</i>	Echinostomatoidea	130-145x70-90	Mondiale	Taylor <i>et al.</i> 2007, Thienpont <i>et al.</i> 2003
	<i>Fascioloides magna</i>	Echinostomatoidea	109-168x75-96	Amérique du Nord, Europe, Afrique du Sud, Mexique	Taylor <i>et al.</i> 2007
	<i>Strongylus edentatus</i> (larves)	Strongyloidea		Mondiale	Anderson 2000, Foreyt 2001
SYSTEME VASCULAIRE	<i>Schistosoma indicum</i>	Schistosomatoidea	57-140x18-72 (épine dorsale)	Inde	Bowman 2009, Taylor <i>et al.</i> 2007, Round 1968
	<i>Schistosoma leiperi</i>	Schistosomatoidea			Round 1968
	<i>Schistosoma margrebowiei</i>	Schistosomatoidea	60x80 (pas d'épine)	Afrique	Bowman 2009, Round 1968

Annexe 5. Liste des parasites internes des Equidés observables par coproscopie

	<i>Schistosoma mattheei</i>	Schistosomatoidea	170-280x72-84	Afrique, Moyen-Orient (fréquent)	Bandin 2004, Taylor <i>et al.</i> 2007
--	-----------------------------	-------------------	---------------	-------------------------------------	---

Annexe 6. Liste des parasites internes des Giraffidés observables par coproscopie

Annexe 6. Liste des parasites internes des Giraffidés observables par coproscopie

En fonction de leur caractère pathogène ou de leur fréquence, les parasites les plus importants apparaissent en gras dans la colonne « Parasites ». Lorsque des parasites sont rapportés dans des parcs zoologiques, la mention « (Zoo) » est indiquée dans la colonne « Distribution géographique / Fréquence ».

Système atteint	Parasites	Classification	Taille de l'œuf/oocyste (en µm)	Distribution géographique / Fréquence	Références
DIGESTIF					
Œsophage	<i>Dipetalonema okapiae</i> <i>Gongylonema rodhaini</i> <i>Sparganum okapiae</i>	Spiruroidea		Congo (Zoo) Congo (Zoo) Congo (Zoo)	Fain 1948 Fain 1948 Fain 1948
Estomac(s)	<i>Camelostrongylus mentulatus</i> <i>Cotylophoron jacksoni</i> <i>Cotylophoron spp.</i> <i>Haemonchus contortus</i> <i>Haemonchus mitchelli</i> <i>Haemonchus okapiae/contarias</i> <i>Haemonchus placei</i> <i>Haemonchus spp.</i> <i>Hyostongylus spp.</i> <i>Leiperocotyle congolense</i> <i>Leiperocotyle greillati</i> <i>Leiperocotyle/Cotylophoron okapi</i> <i>Marshallagia marshalli</i>	Trichostrongyloidea Paramphistomatoidea Paramphistomatoidea Trichostrongyloidea Trichostrongyloidea Trichostrongyloidea Trichostrongyloidea Trichostrongyloidea Trichostrongyloidea Paramphistomatoidea Paramphistomatoidea Paramphistomatoidea Trichostrongyloidea	 62-95x36-50 (Thienpont <i>et al.</i> 2003) 80-100x40-50 (Beugnet <i>et al.</i> 2004) 130-144x58-61 91-122x50-67 <i>in utero</i> 150-180x80-120	Rare Assez commun Commun Commun Zaïre Mondiale Peu commun Zaïre Zaïre Zaïre	Bandin 2004, Fukumoto 1996, Garijo <i>et al.</i> 2004 Bandin 2004 Eduardo 1980-1985 Bandin 2004, Chowdhury 2001, Garretson 2009, Thienpont <i>et al.</i> 2003 Bandin 2004, Garretson 2009, Krecek 1990 Baer 1950, Lichtenfels 2002 Garretson 2009 Beugnet <i>et al.</i> 2004, Melbourne 1978, Young <i>et al.</i> 2000 Bandin 2004 Eduardo 1985 Eduardo 1985 Baer 1950, Eduardo 1980-1985 Beugnet <i>et al.</i> 2004,

Annexe 6. Liste des parasites internes des Giraffidés observables par coproscopie

	<i>Ostertagia ostertagi</i>	Trichostrongyloidea	70-84x40-50	Europe	Garijo <i>et al.</i> 2004 Anderson 2000, Garijo <i>et al.</i> 2004, Nosal <i>et al.</i> 2016
	<i>Ostertagia spp.</i>	Trichostrongyloidea	80-90x30-40 (Beugnet <i>et al.</i> 2004)	Mondiale	Bandin 2004, Beugnet <i>et al.</i> 2004, Melbourne 1978
	<i>Parabronema africanum/congolense/okapiae</i>	Spiruroidea	75x7 (Chabaud et Mouchet 1956)	Afrique	Bandin 2004, Chabaud et Mouchet 1956
	<i>Parabronema skrjabini</i>	Spiruroidea		Asie, Afrique, Europe (Zoos)	Baer 1950, Bandin 2004, Krecek 1990, Troncy <i>et al.</i> 1973
	<i>Paramphistomum spp.</i>	Paramphistomatoidea		Assez commun	Bandin 2004, Rahman <i>et al.</i> 2014
	<i>Spiculopteragia asymmetrica</i>	Trichostrongyloidea		Espagne	Garijo <i>et al.</i> 2004
	<i>Teladorsagia circumcincta</i>	Trichostrongyloidea	80-100x40-50	Cosmopolite	Anderson 2000, Garijo <i>et al.</i> 2004
	<i>Teladorsagia trifurcata</i>	Trichostrongyloidea		Espagne	Garijo <i>et al.</i> 2004
	<i>Trichostrongylus axei</i>	Trichostrongyloidea		Europe	Garijo <i>et al.</i> 2004, Nosal <i>et al.</i> 2016
	<i>Trichostrongylus colubriformis</i>	Trichostrongyloidea		Europe	Garijo <i>et al.</i> 2004, Nosal <i>et al.</i> 2016
	<i>Trichostrongylus spp.</i>	Trichostrongyloidea	90-100x40-50	Commun	Bandin 2004, Beugnet <i>et al.</i> 2004
	<i>Trichostrongylus vitrinus</i>	Trichostrongyloidea		Espagne	Garijo <i>et al.</i> 2004
Intestin grêle	<i>Bunostomum spp.</i>	Anclostomatoidea		Assez commun	Bandin 2004
	<i>Capillaria/Aonchotheca spp.</i>	Trichinelloidea	45-50x22-25 (Thienpont <i>et al.</i> 2003)	Très fréquent (Zoos)	Goosens 2005, Nosal <i>et al.</i> 2016, Thienpont <i>et al.</i> 2003
	<i>Cooperia curticei</i>	Trichostrongyloidea	70-82x35-41	Mondiale	Anderson 2000
	<i>Cooperia okapi/okapiae</i>	Trichostrongyloidea			Baer 1950
	<i>Cooperia oncophora</i>	Trichostrongyloidea	80-89x40-45	Commun	Anderson 2000, Bandin 2004

Annexe 6. Liste des parasites internes des Giraffidés observables par coproscopie

	<i>Cooperia pectinata</i> <i>Cooperia punctata</i>	Trichostrongyloidea Trichostrongyloidea	79x36	Commun Commun	Bandin 2004 Anderson 2000, Bandin 2004
	<i>Cooperia</i> spp.	Trichostrongyloidea	80-90x30-40		Beugnet <i>et al.</i> 2004, Melbourne 1978
	<i>Cryptosporidium muris</i> <i>Cryptosporidium parvum</i>	Cryptosporidiidae Cryptosporidiidae	7,8x5,7 4,6-5,4x3,8-4,7 (Taylor <i>et al.</i> 2007)	Rare Commun	Kodádková 2010 Bandin 2004, Gómez <i>et al.</i> 1996, Gracenea 2002, Samuel <i>et al.</i> 2001, Taylor <i>et al.</i> 2007
	<i>Macracanthorhynchus</i> sp.	Anoplocephalidae		Assez commun	Bandin 2004, Obanda 2015
	<i>Moniezia expansa</i>	Anoplocephalidae	50-60	Kenya (très rare)	Bandin 2004, Pester 1974,
	<i>Nematodirus</i> spp.	Trichostrongyloidea	150-210x70-120 (Beugnet <i>et al.</i> 2004)	Assez commun	Thienpont <i>et al.</i> 2003 Bandin 2004, Beugnet <i>et al.</i> 2004, Kvapil <i>et al.</i> 2017
	<i>Stilesia globipunctata</i> var. <i>okapi</i> <i>Strongyloides papillosus</i>	Anoplocephalidae Rhabditoidea	47-65x25-26 (Thienpont <i>et al.</i> 2003)	Mondiale	Baer 1950 Anderson 2000, Foreyt 2001, Thienpont <i>et al.</i> 2003
	<i>Strongyloides</i> spp. <i>Trichostrongylus</i> spp.	Rhabditoidea Trichostrongyloidea	90-100x40-50	Assez commun Mondiale	Bandin 2004 Bandin 2004, Beugnet <i>et al.</i> 2004, Melbourne 1978
Caecum/Côlon	<i>Balantidium coli</i>	Balantidiidae	Kyste : 40-60 Trophozoïte : 300 (Taylor <i>et al.</i> 2007)	Mondiale (Zoo)	Rahman <i>et al.</i> 2014, Taylor <i>et al.</i> 2007
	<i>Blastocystis</i> spp. <i>Chabertiella pesteri</i> <i>Eimeria bovis</i>	Blastocystidae Strongyloidea Eimeriidae	23-34x17-23	Assez commun	Parkar <i>et al.</i> 2010 Bandin 2004 Bandin 2004, Dorchies <i>et</i>

Annexe 6. Liste des parasites internes des Giraffidés observables par coproscopie

	<i>Eimeria spp.</i>	Eimeriidae		Commun	<i>al.</i> 2012, Nosal <i>et al.</i> 2016
	<i>Eimeria zuernii</i>	Eimeriidae	12-29x10-21 (Levine et Ivens 1970)		Bandin 2004, Kyriánová <i>et al.</i> 2017
	<i>Oesophagostomum columbianum</i>	Strongyloidea	80-90x50-60	Serbie (Zoo)	Bandin 2004, Levine et Ivens 1970, Nosal <i>et al.</i> 2016
	<i>Oesophagostomum okapi/rhodhaini</i> <i>Oesophagostomum spp.</i>	Strongyloidea Strongyloidea		Mondiale	Anderson 2000, Pavlović <i>et al.</i> 1991 Baer 1950 Bandin 2004, Melbourne 1978
	<i>Skrjabinema spp.</i>	Oxyuroidea		Namibie	Krecek 1990 Bandin 2004
	<i>Trichuris barbetonensis</i>	Trichinelloidea		Très fréquent	Bandin 2004
	<i>Trichuris cervicaprae</i>	Trichinelloidea		Très fréquent	Bandin 2004
	<i>Trichuris discolor</i>	Trichinelloidea		Très fréquent	Baer 1950
	<i>Trichuris ezzati</i>	Trichinelloidea		Très fréquent	Bandin 2004
	<i>Trichuris giraffae</i>	Trichinelloidea		Très fréquent	Bandin 2004, Garijo <i>et al.</i> 2004, Noda 1955
	<i>Trichuris globulosa</i>	Trichinelloidea		Très fréquent	Baer 1950, Bandin 2004, Noda 1955
	<i>Trichuris gracilis</i>	Trichinelloidea		Très fréquent	Bandin 2004
	<i>Trichuris ovis</i>	Trichinelloidea	70-80x30-42 (Thienpont <i>et al.</i> 2003)	Très fréquent	Anderson 2000, Bandin 2004, Noda 1955, Thienpont <i>et al.</i> 2003
	<i>Trichuris spp.</i>	Trichinelloidea	60-85x40-45 (Beugnet <i>et al.</i> 2004)		Beugnet <i>et al.</i> 2004, Kvapil <i>et al.</i> 2017, Kyriánová <i>et al.</i> 2017, Lim <i>et al.</i> 2008, Melbourne 1978, Nosal <i>et al.</i> 2016
	<i>Trichuris spiricollis</i>	Trichinelloidea		Très fréquent	Bandin 2004, Noda 1955
RESPIRATOIRE					
Trachée/Bronches	<i>Dictyocaulus filaria</i> <i>Dictyocaulus spp.</i>	Trichostrongyloidea Trichostrongyloidea		Peu commun	Melbourne 1978 Bandin 2004

Annexe 6. Liste des parasites internes des Giraffidés observables par coproscopie

	<i>Mammomonogamus okapiae</i>	Strongyloidea		Régions tropicales	Červená <i>et al.</i> 2017
Poumons	<i>Parelaphostrongylus spp.</i> <i>Pneumostrongylus spp.</i> <i>Protostrongylus spp.</i>	Metastrongyloidea Trichostrongyloidea Metastrongyloidea		Peu commun	Bandin 2004 Bandin 2004 Bandin 2004
FOIE	<i>Dicrocoelium spp.</i> <i>Fasciola gigantica</i>	Echinostomatoidea Echinostomatoidea	170-190x90-100 (Taylor <i>et al.</i> 2007)	Peu fréquent Régions tropicales (peu fréquent)	Bandin 2004 Bandin 2004, Samuel <i>et al.</i> 2001, Taylor <i>et al.</i> 2007
	<i>Fasciola hepatica</i>	Echinostomatoidea	130-150x65-90 (Taylor <i>et al.</i> 2007)	Régions tempérées	Bandin 2004, Taylor <i>et al.</i> 2007, Thienpont <i>et al.</i> 2003
	<i>Monodontella giraffae</i>	Ancylostomatoidea	49-69x28-44	Assez commun (Zoos)	Baer 1950, Bandin 2004, Bertelsen <i>et al.</i> 2009 Canavan 1929, Ming <i>et al.</i> 2010, Nosal <i>et al.</i> 2016
SYSTEME VASCULAIRE	<i>Schistosoma mattheei</i>	Schistosomatoidea	170-280x72-84 (Taylor <i>et al.</i> 2007)	Variable	Bandin 2004, Taylor <i>et al.</i> 2007

Annexe 7. Liste des parasites internes des Hippopotamidés observables par coproscopie

Annexe 7. Liste des parasites internes des Hippopotamidés observables par coproscopie

En fonction de leur caractère pathogène ou de leur fréquence, les parasites les plus importants apparaissent en gras dans la colonne « Parasites ». Lorsque des parasites sont rapportés dans des parcs zoologiques, la mention « (Zoo) » est indiquée dans la colonne « Distribution géographique / Fréquence ».

269

Système atteint	Parasites	Classification	Taille de l'œuf/oocyste (en µm)	Distribution géographique / Fréquence	Références
DIGESTIF					
Œsophage					
Estomac(s)	<i>Chiorchis spp.</i> <i>Gigancotyle gigancotyle</i> <i>Gigancotyle duplicitestorum</i> <i>Nilocotyle praesphincteris</i> <i>Paramphistomum spp.</i> <i>Ogmocotyle sp.</i>	Paramphistomatoidea Paramphistomatoidea Paramphistomatoidea Paramphistomatoidea Paramphistomatoidea Paramphistomatoidea		Egypte (Zoo) Afrique Afrique Afrique du Sud Bangladesh (Zoo) Afrique	Ezzat 1945 McCully <i>et al.</i> 1967 McCully <i>et al.</i> 1967 McCully <i>et al.</i> 1967 Rahman <i>et al.</i> 2014 McCully <i>et al.</i> 1967
Intestin grêle	<i>Cryptosporidium parvum</i> Strongles digestifs <i>Strongyloides papillosus</i>	Cryptosporidiidae Strongylida Rhabditoidea	4,6-5,4x3,8-4,7 (Taylor <i>et al.</i> 2007) 47-65x25-26 (Thienpont <i>et al.</i> 2003)	Mondiale Mondiale	Gómez <i>et al.</i> 2000, Taylor <i>et al.</i> 2007 Geraghty 1981, Varadharajan 1999, Gaur <i>et al.</i> 1979 Anderson 2000, Foreyt 2001, Thienpont <i>et al.</i> 2003
Caecum/Côlon	<i>Balantidium coli</i>	Balantidiidae	Kyste : 40-60 Trophozoïte : 300 (Taylor <i>et al.</i> 2007)	Mondiale (Zoo)	Khatun <i>et al.</i> 2014, Rahman <i>et al.</i> 2014, Taylor <i>et al.</i> 2007
RESPIRATOIRE					
Trachée/Bronches	<i>Mammomonogamus hippopotami</i>	Strongyloidea		Régions tropicales	Červená <i>et al.</i> 2017

Annexe 7. Liste des parasites internes des Hippopotamidés observables par coproscopie

Poumons					
FOIE	<i>Fasciola gigantica</i>	Echinostomatoidea	170-190x90-100 (Taylor <i>et al.</i> 2007)	Mondiale	Samuel <i>et al.</i> 2001, Taylor <i>et al.</i> 2007
	<i>Fasciola nyanzae</i>	Echinostomatoidea		Afrique du Sud	Fowler 1993, McCully <i>et al.</i> 1967
SYSTEME VASCULAIRE	<i>Schistosoma edwardiense</i>	Schistosomatoidea	62,4x53,3	Afrique	Pitchford 1981, Thurston 1963
	<i>Schistosoma haematobium</i> -like	Schistosomatoidea	109,8x60,3 (épine terminale)	Afrique du Sud	Pitchford 1981
	<i>Schistosoma hippopotami</i>	Schistosomatoidea	81-103x31-43 (épine terminale incluse)	Afrique	Fowler 1993, McCully <i>et al.</i> 1967, Pitchford 1981, Thurston 1963

Annexe 8. Liste des parasites internes des Macropodidés observables par coproscopie

Annexe 8. Liste des parasites internes des Macropodidés observables par coproscopie

En fonction de leur caractère pathogène ou de leur fréquence, les parasites les plus importants apparaissent en gras dans la colonne « Parasites ». Lorsque des parasites sont rapportés dans des parcs zoologiques, la mention « (Zoo) » est indiquée dans la colonne « Distribution géographique / Fréquence ».

Système atteint	Parasites	Classification	Taille de l'œuf/oocyste (en µm)	Distribution géographique / Fréquence	Références
DIGESTIF					
Œsophage	<i>Cyclostrongylus alatus</i> <i>Cyclostrongylus kartana</i> <i>Cyclostrongylus perplexus</i> <i>Cyclostrongylus wallabiae</i> <i>Gongylonema alecturae</i> <i>Physocephalus sexalatus</i> <i>Woodwardostrongylus obendorfi</i>	Strongyloidea Strongyloidea Strongyloidea Strongyloidea Spiruroidea Spiruroidea Strongyloidea	31-45x12-26	Australie Australie Australie Australie Australie Cosmopolite Australie	Aussavy <i>et al.</i> 2011 Bandin 2004 Aussavy <i>et al.</i> 2011 Aussavy <i>et al.</i> 2011 Speare <i>et al.</i> 1983 Beveridge <i>et al.</i> 1998, Gibbons <i>et al.</i> 2010 Aussavy <i>et al.</i> 2011
Estomac(s)	<i>Alocostoma clelandi</i> <i>Alocostoma propinqua</i> <i>Arundelia dissimilis</i> <i>Beveridgea corneri</i> <i>Cassunema sp.</i> <i>Cloacina annulata</i> <i>Cloacina antigone</i> <i>Cloacina artemis</i> <i>Cloacina atthis</i> <i>Cloacina australis</i> <i>Cloacina bancroftorum</i> <i>Cloacina burnettiana</i> <i>Cloacina biscoei</i> <i>Cloacina castor</i> <i>Cloacina clymene</i> <i>Cloacina communis</i>	Strongyloidea Strongyloidea Strongyloidea Strongyloidea Strongyloidea Strongyloidea Strongyloidea Strongyloidea Strongyloidea Strongyloidea Strongyloidea Strongyloidea Strongyloidea Strongyloidea Strongyloidea Strongyloidea Strongyloidea	90-120x50-60 90-100x40-60 100-110x40-60 150-160x70-80 130-190x60-80 100x50	Australie Australie Australie Australie Australie Australie Australie Australie Australie Australie Australie Australie Australie Australie	Arundel <i>et al.</i> 1990 Beveridge 1986 Beveridge <i>et al.</i> 1985 Beveridge <i>et al.</i> 1998 Beveridge 2001 Beveridge 1979 Beveridge <i>et al.</i> 1998 Beveridge <i>et al.</i> 1998 Beveridge <i>et al.</i> 2014 Beveridge <i>et al.</i> 1998 Beveridge <i>et al.</i> 1998 Beveridge <i>et al.</i> 1998 Beveridge <i>et al.</i> 1998 Beveridge 2014 Beveridge 1979 Beveridge <i>et al.</i> 1998 Beveridge <i>et al.</i> 1998

Annexe 8. Liste des parasites internes des Macropodidés observables par coproscopie

<i>Cloacina cornuta</i>	Strongyloidea		Australie	Beveridge 1979
<i>Cloacina didymene</i>	Strongyloidea		Australie	Beveridge <i>et al.</i> 1998
<i>Cloacina dis</i>	Strongyloidea		Australie	Beveridge <i>et al.</i> 1998
<i>Cloacina dirce</i>	Strongyloidea		Australie	Beveridge <i>et al.</i> 1998
<i>Cloacina dryope</i>	Strongyloidea		Australie	Beveridge <i>et al.</i> 1998
<i>Cloacina echidne</i>	Strongyloidea		Australie	Beveridge <i>et al.</i> 1998
<i>Cloacina edwardsi</i>	Strongyloidea		Australie	Beveridge 1979
<i>Cloacina elegans</i>	Strongyloidea		Australie	Arundel <i>et al.</i> 1990
<i>Cloacina eos</i>	Strongyloidea		Australie	Beveridge <i>et al.</i> 1998
<i>Cloacina expansa</i>	Strongyloidea		Australie	Beveridge <i>et al.</i> 1998
<i>Cloacina feronia</i>	Strongyloidea		Australie	Beveridge <i>et al.</i> 1998
<i>Cloacina frequens</i>	Strongyloidea		Australie	Beveridge <i>et al.</i> 1998
<i>Cloacina gallardi</i>	Strongyloidea		Australie	Beveridge 1979
<i>Cloacina hebe</i>	Strongyloidea		Australie	Beveridge <i>et al.</i> 1998
<i>Cloacina hecuba</i>	Strongyloidea		Australie	Beveridge <i>et al.</i> 1998
<i>Cloacina hera</i>	Strongyloidea		Australie	Aussavy <i>et al.</i> 2011
<i>Cloacina herceus</i>	Strongyloidea		Australie	Beveridge <i>et al.</i> 1998
<i>Cloacina hermes</i>	Strongyloidea		Australie	Aussavy <i>et al.</i> 2011
<i>Cloacina hydriformis</i>	Strongyloidea		Australie	Mykytowycz 1964
<i>Cloacina hypsipyle</i>	Strongyloidea		Australie	Beveridge <i>et al.</i> 1998
<i>Cloacina inflata</i>	Strongyloidea		Australie	Mykytowycz 1964
<i>Cloacina io</i>	Strongyloidea		Australie	Beveridge <i>et al.</i> 1998
<i>Cloacina ips</i>	Strongyloidea		Australie	Beveridge <i>et al.</i> 1998
<i>Cloacina ixion</i>	Strongyloidea		Australie	Beveridge <i>et al.</i> 1998
<i>Cloacina johnstoni</i>	Strongyloidea	110-170x60-80	Australie	Shuttleworth <i>et al.</i> 2016
<i>Cloacina leto</i>	Strongyloidea		Australie	Beveridge <i>et al.</i> 1998
<i>Cloacina liebigi</i>	Strongyloidea		Australie	Mykytowycz 1964
<i>Cloacina linstowi</i>	Strongyloidea		Australie	Beveridge <i>et al.</i> 1998
<i>Cloacina littoralis</i>	Strongyloidea		Australie	Aussavy <i>et al.</i> 2011
<i>Cloacina longelabiata</i>	Strongyloidea		Australie	Mykytowycz 1964
<i>Cloacina longispiculata</i>	Strongyloidea		Australie	Beveridge <i>et al.</i> 1998
<i>Cloacina macropodis</i>	Strongyloidea		Australie	Beveridge <i>et al.</i> 1998
<i>Cloacina magnipapillata</i>	Strongyloidea		Australie	Beveridge <i>et al.</i> 1998

Annexe 8. Liste des parasites internes des Macropodidés observables par coproscopie

<i>Cloacina maia</i>	Strongyloidea		Australie	Beveridge <i>et al.</i> 1998
<i>Cloacina mawsonae</i>	Strongyloidea	100-110x50-60	Australie	Beveridge 1979
<i>Cloacina minor</i>	Strongyloidea		Australie	Beveridge <i>et al.</i> 1998
<i>Cloacina obtusa</i>	Strongyloidea		Australie	Arundel <i>et al.</i> 1990
<i>Cloacina papillata</i>	Strongyloidea	120-130x50	Australie	Beveridge 1979
<i>Cloacina papillatissima</i>	Strongyloidea		Australie	Beveridge <i>et al.</i> 1998
<i>Cloacina parva</i>	Strongyloidea		Australie	Beveridge <i>et al.</i> 1998
<i>Cloacina pelops</i>	Strongyloidea		Australie	Aussavy <i>et al.</i> 2011
<i>Cloacina phaedra</i>	Strongyloidea		Australie	Beveridge <i>et al.</i> 1998
<i>Cloacina phaeton</i>	Strongyloidea		Australie	Beveridge <i>et al.</i> 1998
<i>Cloacina pollux</i>	Strongyloidea	90-100x40-50	Australie	Beveridge 1979
<i>Cloacina polyxo</i>	Strongyloidea		Australie	Beveridge <i>et al.</i> 1998
<i>Cloacina ridei</i>	Strongyloidea	160-190x70-80	Australie	Beveridge 2014
<i>Cloacina selene</i>	Strongyloidea		Australie	Aussavy <i>et al.</i> 2011
<i>Cloacina similis</i>	Strongyloidea		Australie	Beveridge <i>et al.</i> 1998
<i>Cloacina spp.</i>	Strongyloidea		Australie	Barker 1972, Beveridge <i>et al.</i> 1985-1998
<i>Cloacina thetidis</i>	Strongyloidea		Australie	Beveridge <i>et al.</i> 1998
<i>Cloacina tyche</i>	Strongyloidea		Australie	Beveridge <i>et al.</i> 1998
<i>Cloacina typhon</i>	Strongyloidea		Australie	Beveridge <i>et al.</i> 1998
<i>Cloacina wallabiae</i>	Strongyloidea		Australie	Beveridge 1979
<i>Corollonema sp.</i>	Strongyloidea			Beveridge 2001
<i>Coronostrongylus barkeri</i>	Strongyloidea	75-90x40-45	Australie	Beveridge 2002
<i>Coronostrongylus closei</i>	Strongyloidea	80-100x40-45	Australie	Beveridge 2002
<i>Coronostrongylus coronatus</i>	Strongyloidea	70-80x35-40	Australie	Beveridge 2002
<i>Coronostrongylus johnsoni</i>	Strongyloidea	70-85x40-45	Australie, Papouasie-Nlle-Guinée	Beveridge 2002
<i>Coronostrongylus sharmani</i>	Strongyloidea	75-95x40-45	Australie	Beveridge 2002
<i>Coronostrongylus spearei</i>	Strongyloidea	85-100x45-55	Papouasie-Nlle-Guinée	Beveridge 2002
<i>Coronostrongylus spratti</i>	Strongyloidea	80-90x40-50	Australie	Beveridge 2002
<i>Cyclostrongylus elegans</i>	Strongyloidea		Australie	Beveridge <i>et al.</i> 1998
<i>Cyclostrongylus leptos</i>	Strongyloidea		Australie	Beveridge <i>et al.</i> 1998
<i>Cyclostrongylus spp.</i>	Strongyloidea		Australie	Barker 1972, Beveridge

Annexe 8. Liste des parasites internes des Macropodidés observables par coproscopie

	<i>Cyclostrongylus wallabiae</i>	Strongyloidea		Australie	2001
	<i>Dorcopsistrongylus sp.</i>	Strongyloidea			Beveridge <i>et al.</i> 1985
	<i>Dorcopsinema dendrolagi</i>	Strongyloidea	148-172x80,5	Papouasie-Nlle-Guinée	Beveridge 2001
	<i>Dorcopsinema dorcopsis</i>	Strongyloidea	115x57,5 <i>in utero</i>	Papouasie-Nlle-Guinée	Smales 1982
	<i>Dorcopsinema spp.</i>	Strongyloidea			Smales 1982
	<i>Filarinema asymmetricum</i>	Trichostrongyloidea		Australie	Beveridge 2001
	<i>Filarinema australe</i>	Trichostrongyloidea		Australie	Aussavy <i>et al.</i> 2011,
	<i>Filarinema cassonei</i>	Trichostrongyloidea		Australie	Beveridge <i>et al.</i> 1998
	<i>Filarinema dissimile</i>	Trichostrongyloidea		Australie	Beveridge <i>et al.</i> 1998
	<i>Filarinema flagrifer</i>	Trichostrongyloidea	130-160x60-75	Australie (Zoo)	Beveridge <i>et al.</i> 1988
	<i>Filarinema mawsonae</i>	Trichostrongyloidea			Arundel <i>et al.</i> 1979,
	<i>Filarinema moennigi</i>	Trichostrongyloidea	90x45	Australie	Bandin 2004, Beveridge <i>et al.</i> 1998
	<i>Filarinema spp.</i>	Trichostrongyloidea		Australie	Bandin 2004, Mawson 1964
	<i>Foliostoma sp.</i>	Strongyloidea		Australie	Beveridge <i>et al.</i> 1998
	<i>Gemmellicotyle wallabicola</i>	Paramphistomatoidea	144-177x86-102	Australie	Beveridge 1986-2001
	<i>Labiostrongylus australis</i>	Strongyloidea		Australie	Speare <i>et al.</i> 1983
	<i>Labiostrongylus bancrofti</i>	Strongyloidea		Australie	Beveridge 1986-2001
	<i>Labiostrongylus bipapillosus</i>	Strongyloidea		Australie	Speare <i>et al.</i> 1983
	<i>Labiostrongylus clelandi</i>	Strongyloidea		Australie	Aussavy <i>et al.</i> 2011
	<i>Labiostrongylus communis</i>	Strongyloidea		Australie	Beveridge <i>et al.</i> 1998
	<i>Labiostrongylus contiguus</i>	Strongyloidea		Australie	Beveridge <i>et al.</i> 1998
	<i>Labiostrongylus eugenii</i>	Strongyloidea		Australie	Arundel <i>et al.</i> 1990
	<i>Labiostrongylus grandis</i>	Strongyloidea		Australie	Beveridge <i>et al.</i> 1985
	<i>Labiostrongylus kungi</i>	Strongyloidea		Australie	Beveridge <i>et al.</i> 1985
	<i>Labiostrongylus labiostrongylus</i>	Strongyloidea		Australie	Beveridge <i>et al.</i> 1998
	<i>Labiostrongylus laterilabellosus</i>	Strongyloidea		Australie	Bandin 2004
	<i>Labiostrongylus longispicularis</i>	Strongyloidea		Australie	Beveridge <i>et al.</i> 1998
	<i>Labiostrongylus major</i>	Strongyloidea		Australie (commun)	Beveridge <i>et al.</i> 1998
				Australie	Arundel <i>et al.</i> 1990
				Australie	Speare <i>et al.</i> 1983
				Australie	Aussavy <i>et al.</i> 2011
				Australie (commun)	Mykityowycz 1965
				Australie	Aussavy <i>et al.</i> 2011

Annexe 8. Liste des parasites internes des Macropodidés observables par coproscopie

<i>Labiostrongylus novaeguineae</i>	Strongyloidea	145-175x85-98 137-69	Paoupasie-Nlle-Guinée	Smales 1982
<i>Labiostrongylus quasibancrofti</i>	Strongyloidea		Australie	Smales et Chilton 1997
<i>Labiostrongylus redmondi</i>	Strongyloidea		Papouasie-Nlle-Guinée	Smales 1982
<i>Labiostrongylus robustus</i>	Strongyloidea		Australie	Beveridge <i>et al.</i> 1998
<i>Labiostrongylus spp.</i>	Strongyloidea		Australie	Barker 1972, Beveridge 2001
<i>Labiostrongylus turnbulli</i>	Strongyloidea	150-162x85-95	Australie	Smales et Chilton 1997
<i>Labiostrongylus uncinatus</i>	Strongyloidea		Australie	Beveridge <i>et al.</i> 1998
<i>Macroponema comani</i>	Strongyloidea		Australie	Arundel <i>et al.</i> 1990
<i>Macroponema beveridgei</i>	Strongyloidea		Australie	Beveridge <i>et al.</i> 1998
<i>Macropostrongyloides dissimilis</i>	Strongyloidea		Australie	Aussavy <i>et al.</i> 2011, Beveridge <i>et al.</i> 1985
<i>Macropostrongylus macropostrongylus</i>	Strongyloidea		Australie	Beveridge <i>et al.</i> 1985, Speare <i>et al.</i> 1983
<i>Macropostrongylus macrostoma</i>	Strongyloidea		Australie	Beveridge <i>et al.</i> 1998
<i>Macropostrongylus spearei</i>	Strongyloidea		Australie	Beveridge <i>et al.</i> 1998
<i>Macropostrongylus spp.</i>	Strongyloidea			Beveridge 1986-2001
<i>Macropostrongylus yorkei</i>	Strongyloidea		Australie	Beveridge <i>et al.</i> 1998
<i>Mbaisonema sp.</i>	Strongyloidea			Beveridge 2001
<i>Monilonema ochetocephalum</i>	Strongyloidea		Australie	Beveridge <i>et al.</i> 1998
<i>Monilonema spp.</i>	Strongyloidea			Beveridge 1986-2001
<i>Ostertagia sp.</i>	Trichostrongyloidea	80-90x30-40 (Beugnet <i>et al.</i> 2004)	Europe (Zoo)	Beugnet <i>et al.</i> 2004, Panayotova-Pencheva 2013
<i>Papillostrongylus labiatus</i>	Strongyloidea		Australie	Arundel <i>et al.</i> 1979, Beveridge 2001
<i>Paralabiostrongylus bicollaris</i>	Strongyloidea	103x57	Papouasie-Nlle-Guinée	Smales 1982
<i>Paralabiostrongylus sp.</i>	Strongyloidea			
<i>Paramacropostrongylus typicus</i>	Strongyloidea		Australie	Aussavy <i>et al.</i> 2011
<i>Parapharyngostrongylus dendatus</i>	Strongyloidea		Australie	Beveridge <i>et al.</i> 1998
<i>Pararugopharynx protemnodontis</i>	Strongyloidea		Australie	Aussavy <i>et al.</i> 2011, Beveridge 2001

Annexe 8. Liste des parasites internes des Macropodidés observables par coproscopie

	<i>Parazoniolaimus collaris</i>	Strongyloidea		Australie	Aussavy <i>et al.</i> 2011, Beveridge <i>et al.</i> 1985
	<i>Pharyngostrongylus gamma</i>	Strongyloidea		Australie	Beveridge <i>et al.</i> 1998
	<i>Pharyngostrongylus kappa</i>	Strongyloidea		Australie	Arundel <i>et al.</i> 1990
	<i>Pharyngostrongylus lambda</i>	Strongyloidea		Australie	Beveridge <i>et al.</i> 1998
	<i>Pharyngostrongylus macropodis</i>	Strongyloidea		Australie	Beveridge <i>et al.</i> 1998
	<i>Pharyngostrongylus ornatus</i>	Strongyloidea		Australie	Beveridge <i>et al.</i> 1998
	<i>Pharyngostrongylus papillatus</i>	Strongyloidea		Australie	Beveridge <i>et al.</i> 1998
	<i>Popovastrongylus macropodis</i>	Strongyloidea		Australie	Beveridge <i>et al.</i> 1998
	<i>Popovastrongylus pearsoni</i>	Strongyloidea		Australie	Aussavy <i>et al.</i> 2011
	<i>Potorostrongylus spp.</i>	Strongyloidea			Beveridge 2001
	<i>Rugonema/Rugopharynx labiatum</i>	Strongyloidea		Australie	Chilton <i>et al.</i> 2016
	<i>Rugonema sp.</i>	Strongyloidea			Beveridge 2001
	<i>Rugopharynx alpha</i>	Strongyloidea		Australie	Chilton <i>et al.</i> 2016
	<i>Rugopharynx australis</i>	Strongyloidea	170x80-90 (Wahid 1964)	Australie (très fréquent)	Arundel <i>et al.</i> 1990, Bandin 2004, Beveridge <i>et al.</i> 1985, Chilton <i>et al.</i> 2016, Wahid 1964
	<i>Rugopharynx chi</i>	Strongyloidea		Australie	Chilton <i>et al.</i> 2016
	<i>Rugopharynx delta</i>	Strongyloidea		Australie	Beveridge <i>et al.</i> 1998
	<i>Rugopharynx longibursaris</i>	Strongyloidea		Australie	Aussavy <i>et al.</i> 2011
	<i>Rugopharynx epsilon</i>	Strongyloidea		Australie	Aussavy <i>et al.</i> 2011, Beveridge <i>et al.</i> 1985
	<i>Rugopharynx mawsonae</i>	Strongyloidea	120-150x50-70	Australie	Beveridge <i>et al.</i> 1994
	<i>Rugopharynx mu</i>	Strongyloidea		Australie	Aussavy <i>et al.</i> 2011
	<i>Rugopharynx omega</i>	Strongyloidea		Australie	Chilton <i>et al.</i> 2016
	<i>Rugopharynx pi</i>	Strongyloidea		Australie	Aussavy <i>et al.</i> 2011
	<i>Rugopharynx rho</i>	Strongyloidea		Australie	Chilton <i>et al.</i> 2016
	<i>Rugopharynx rosemariae</i>	Strongyloidea		Australie	Arundel <i>et al.</i> 1990, Bandin 2004
	<i>Rugopharynx rufogrisea</i>	Strongyloidea		Australie	Aussavy <i>et al.</i> 2011, Beveridge <i>et al.</i> 1998

Annexe 8. Liste des parasites internes des Macropodidés observables par coproscopie

277	<i>Rugopharynx setonicis</i>	Strongyloidea	110-130x50-60	Australie	Chilton <i>et al.</i> 2016 Chilton <i>et al.</i> 1993 Barker 1972, Beveridge 2001, Beveridge <i>et al.</i> 1985
	<i>Rugopharynx sigma</i>	Strongyloidea			
	<i>Rugopharynx spp.</i>	Strongyloidea			
	<i>Rugopharynx spratti</i>	Strongyloidea	110-160x60-70	Australie	Aussavy <i>et al.</i> 2011 Chilton <i>et al.</i> 2016 Beveridge <i>et al.</i> 1998 Beveridge <i>et al.</i> 1994 Beveridge <i>et al.</i> 1998 Bandin 2004 Beveridge <i>et al.</i> 1998 Arundel <i>et al.</i> 1990, Bandin 2004, Beveridge 2014, Jackson 2003, Pérez Córdon <i>et al.</i> 2008, Winter 1958 Beveridge 1983-2001 Beveridge 1983-2001 Beveridge 1983-2001 Beveridge 1983-2001 Beveridge 1983-2001 Beveridge 1983-2001 Beveridge 1983-2001 Beveridge 2001 Beveridge 2001 Beveridge 1981 Beveridge 1981 Aussavy <i>et al.</i> 2011, Beveridge 1983-2001 Beveridge 1983-2001 Beveridge 1983-2001 Aussavy <i>et al.</i> 2011,
	<i>Rugopharynx tau</i>	Strongyloidea			
	<i>Rugopharynx theta</i>	Strongyloidea			
	<i>Rugopharynx zeta</i>	Strongyloidea			
	<i>Rugostrongylus labiatus</i>	Strongyloidea			
	<i>Spirocerca longispicularis</i>	Spiruroidea			
	<i>Spirostrongylus spirostrongylus</i>	Strongyloidea			
	<i>Strongyloides spp.</i>	Rhabditoidea	Australie, Espagne (Zoos)		
	<i>Thallostonema kirkpatricki</i>	Strongyloidea			
	<i>Thallostonema lichtenfelsi</i>	Strongyloidea			
	<i>Thallostonema queenslandensis</i>	Strongyloidea			
	<i>Thallostonema rara</i>	Strongyloidea			
	<i>Thallostonema setifer</i>	Strongyloidea			
<i>Thallostonema thylogalarum</i>	Strongyloidea				
<i>Thetystrongylus coronatus</i>	Strongyloidea				
<i>Thylonema spp.</i>	Strongyloidea				
<i>Thylostrongylus spp.</i>	Strongyloidea				
<i>Trigonostonema longibursata</i>	Strongyloidea	Australie			
<i>Trigonostonema trigonostoma</i>	Strongyloidea	Australie			
<i>Wallabinema australis</i>	Strongyloidea	Australie			
<i>Wallabinema cobbi</i>	Strongyloidea	Australie			
<i>Wallabinema gallardi</i>	Strongyloidea				
<i>Wallabinema labiatum</i>	Strongyloidea				

Annexe 8. Liste des parasites internes des Macropodidés observables par coproscopie

278

	<p><i>Wallabinema parvispicularis</i> <i>Wallabinema tasmaniensis</i> <i>Wallabinema thylogale</i> <i>Woodwardostrongylus obendorfi</i> <i>Woodwardostrongylus spp.</i> <i>Zoniolaimus buccalis</i></p> <p><i>Zoniolaimus cobbi</i></p> <p><i>Zoniolaimus dendrolagi</i> <i>Zoniolaimus elegans</i> <i>Zoniolaimus latebrosus</i> <i>Zoniolaimus mawsonae</i></p> <p><i>Zoniolaimus niuginiensis</i> <i>Zoniolaimus occidentalis</i> <i>Zoniolaimus petrogale</i> <i>Zoniolaimus queenslandensis</i> <i>Zoniolaimus setifera</i></p>	<p>Strongyloidea Strongyloidea Strongyloidea Strongyloidea Strongyloidea Strongyloidea</p> <p>Strongyloidea</p> <p>Strongyloidea Strongyloidea Strongyloidea Strongyloidea</p> <p>Strongyloidea Strongyloidea Strongyloidea Strongyloidea Strongyloidea</p>	<p>120x60</p> <p>140-160x60-70 100-110x50-70</p> <p>125x60</p>	<p>Australie</p> <p>Australie, UK (Zoo)</p> <p>Australie Australie</p> <p>Australie</p>	<p>Beveridge 1983-2001 Beveridge 1983-2001 Beveridge 1983-2001 Beveridge 1983-2001 Beveridge <i>et al.</i> 1998 Beveridge 2001 Beveridge 1983, Mawson 1964</p> <p>Arundel <i>et al.</i> 1979, Bandin 2004 Beveridge 1983 Beveridge 1983 Huby-Chilton <i>et al.</i> 2002 Beveridge 1983, Huby-Chilton <i>et al.</i> 2002 Beveridge 1983 Beveridge 1983 Beveridge 1983 Huby-Chilton <i>et al.</i> 2002 Beveridge 1983, Mawson 1964</p>
Intestin grêle	<p><i>Amphicephaloides thylogale</i> <i>Austrostrongylus aggregatus</i> <i>Austrostrongylus chandleri</i></p> <p><i>Austrostrongylus macropodis</i> <i>Austrostrongylus smalesae</i> <i>Austrostrongylus victoriensis</i></p> <p><i>Austrostrongylus wallabiae</i> <i>Blastocystis sp.</i></p> <p><i>Entamoeba spp.</i></p>	<p>Trichostrongyloidea Trichostrongyloidea Trichostrongyloidea</p> <p>Trichostrongyloidea Trichostrongyloidea Trichostrongyloidea</p> <p>Trichostrongyloidea Blastocystidae</p> <p>Sarcomastigophora</p>	<p>91x52</p>	<p>Australie Australie Australie</p> <p>Australie Australie Australie</p> <p>Australie Europe (Zoos) Espagne (Zoo)</p>	<p>Beveridge 1979 Beveridge <i>et al.</i> 1985 Aussavy <i>et al.</i> 2011, Beveridge <i>et al.</i> 1985</p> <p>Aussavy <i>et al.</i> 2011 Vendl 2014 Aussavy <i>et al.</i> 2011, Beveridge <i>et al.</i> 1985</p> <p>Aussavy <i>et al.</i> 2011 Parkar <i>et al.</i> 2010, Pérez Córdon <i>et al.</i> 2008 Bandin 2004, Pérez</p>

Annexe 8. Liste des parasites internes des Macropodidés observables par coproscopie

<i>Globocephaloides affinis</i>	Trichostrongyloidea		Australie	Córdon <i>et al.</i> 2008
<i>Globocephaloides macropodis</i>	Trichostrongyloidea		Australie	Beveridge <i>et al.</i> 1998
<i>Globocephaloides trifidospicularis</i>	Trichostrongyloidea	85-105x45-55 (Beveridge 1979)	Australie	Bandin 2004, Beveridge <i>et al.</i> 1985
<i>Hypodontus macropi</i>	Strongyloidea		Australie	Arundel <i>et al.</i> 1990, Bandin 2004, Beveridge <i>et al.</i> 1979-1985
<i>Progamotaenia ewersi</i>	Anoplocephalidae	∅ : 50-68 (Beveridge 2009)	Australie	Arundel <i>et al.</i> 1979, Beveridge <i>et al.</i> 1985, Mykytowycz 1964
<i>Progamotaenia fimbriata</i>	Anoplocephalidae	42-52x31-44	Australie	Arundel <i>et al.</i> 1990, Beveridge 2009, Beveridge <i>et al.</i> 1985
<i>Progamotaenia gynandrolinearis</i>	Anoplocephalidae	∅ : 60	Australie	Beveridge 2007
<i>Progamotaenia kellerae</i>	Anoplocephalidae	52-55x39-46	Australie	Beveridge <i>et al.</i> 1979
<i>Progamotaenia lomatosoma/lagorchestis</i>	Anoplocephalidae	46-49x31-39	Australie	Beveridge 2007
<i>Progamotaenia macropodis</i>	Anoplocephalidae		Australie	Beveridge <i>et al.</i> 1979 2007
<i>Progamotaenia obesa</i>	Anoplocephalidae	55-62x36-41	Australie	Arundel <i>et al.</i> 1990, Beveridge <i>et al.</i> 1985
<i>Progamotaenia petrogale</i>	Anoplocephalidae	49-63x29-42	Australie	Beveridge 2007
<i>Progamotaenia proterogyna</i>	Anoplocephalidae		Australie	Beveridge 2007
<i>Progamotaenia tenuis</i>	Anoplocephalidae	42-49x29-34	Australie	Speare <i>et al.</i> 1983
<i>Progamotaenia ualabati</i>	Anoplocephalidae	53-63x38-43 (Beveridge 2009)	Australie	Beveridge 2007
<i>Progamotaenia villosa</i>	Anoplocephalidae		Australie	Aussavy <i>et al.</i> 2011, Beveridge 2009
<i>Progamotaenia zschokkei</i>	Anoplocephalidae		Australie, Europe (Zoo)	Beveridge <i>et al.</i> 1979 Beveridge <i>et al.</i> 1998
<i>Strongyloides papillosus</i>	Rhabditoidea	47-65x25-26 (Thienpont <i>et al.</i> 2003)	Mondiale	Anderson 2000, Foreyt 2001, Thienpont <i>et al.</i> 2003
<i>Triplotaenia fimbriata</i>	Anoplocephalidae		Australie	Arundel <i>et al.</i> 1990 Arundel <i>et al.</i> 1990,

Annexe 8. Liste des parasites internes des Macropodidés observables par coproscopie

	<i>Triplotaenia undosa</i>	Anoplocephalidae		Australie	Beveridge <i>et al.</i> 1985
Caecum/Côlon	<i>Eimeria spp.</i>	Eimeriidae		Très commun	Bandin 2004, Jackson 2003, Winter 1959
	<i>Eimeria bicolor</i>	Eimeriidae	18,5-28,0x11,2-16,0	Australie	Barker <i>et al.</i> 1988
	<i>Eimeria boonderooensis</i>	Eimeriidae			Duszynski <i>et al.</i> 2000
	<i>Eimeria dendrolagi</i>	Eimeriidae	29,6-36,8x16,0-20,8	Australie	Barker <i>et al.</i> 1988
	<i>Eimeria desmaresti</i>	Eimeriidae	14,6-18,4x9,7-11,4 (Barker <i>et al.</i> 1989)	Australie	Bandin 2004, Barker <i>et al.</i> 1989
	<i>Eimeria flindersi</i>	Eimeriidae	13,0-22,4x12,0-19,6 (Barker <i>et al.</i> 1989)	Australie	Bandin 2004, Barker <i>et al.</i> 1989
	<i>Eimeria godmani</i>	Eimeriidae			Duszynski <i>et al.</i> 2000
	<i>Eimeria gungahlinensis</i>	Eimeriidae	37,6-49,0x20,8-32,0	Australie	Barker <i>et al.</i> 1989
	<i>Eimeria hestermani</i>	Eimeriidae	56,8-77,0x36,0-56,0 (Barker <i>et al.</i> 1989)	Australie	Arundel <i>et al.</i> 1990, Bandin 2004, Barker <i>et al.</i> 1989
	<i>Eimeria inornata</i>	Eimeriidae			Duszynski <i>et al.</i> 2000
	<i>Eimeria kogoni</i>	Eimeriidae	32,7-41,6x19,8-23,2	Australie	Barker 1972, Mykytowycz 1964
	<i>Eimeria lagorchestis</i>	Eimeriidae	42,4-54,4x25,2-30,4	Australie	Barker <i>et al.</i> 1988
	<i>Eimeria lumholtzi</i>	Eimeriidae	17,6-25,6x9,6-12,8	Australie	Barker <i>et al.</i> 1988
	<i>Eimeria macropodis/fausti/cunnamullensis/purchasei</i>	Eimeriidae	16,8-30,9x9,6-16,8 (Barker <i>et al.</i> 1989)	Australie (commun), UK (Zoo)	Arundel <i>et al.</i> 1990, Bandin 2004, Barker <i>et al.</i> 1989, Mykytowycz 1964, Prasad 1960
	<i>Eimeria marsupialium</i>	Eimeriidae	19,2-25,9x14,4-18,4	Australie (Zoo)	Arundel <i>et al.</i> 1990, Barker 1972, Barker <i>et al.</i> 1989
	<i>Eimeria mykytowyczi</i>	Eimeriidae	25,6-36,5x15,2-20,0	Australie	Barker <i>et al.</i> 1989
<i>Eimeria obendorfi</i>	Eimeriidae	26,4-32,0x15,2-17,6	Australie	Barker <i>et al.</i> 1988	
<i>Eimeria occidentalis</i>	Eimeriidae			Duszynski <i>et al.</i> 2000	
<i>Eimeria parma</i>	Eimeriidae	20,0-21,6x11,2-12,0	Australie (Zoo)	Barker <i>et al.</i> 1989	

Annexe 8. Liste des parasites internes des Macropodidés observables par coproscopie

<i>Eimeria parryi</i>	Eimeriidae				Duszynski <i>et al.</i> 2000
<i>Eimeria petrogale</i>	Eimeriidae				Duszynski <i>et al.</i> 2000
<i>Eimeria prionotemni</i>	Eimeriidae	30,4-41,2x18,4-23,7	Australie		Bandin 2004, Barker <i>et al.</i> 1989
<i>Eimeria quokka</i>	Eimeriidae	13,6-21,6x8,8-15,2	Australie		Barker <i>et al.</i> 1988
<i>Eimeria ringaroomaenesis</i>	Eimeriidae	25,2-32,0x16,0-19,6	Australie		Barker <i>et al.</i> 1988
<i>Eimeria rufusi</i>	Eimeriidae	22,5-27x20-23	UK et Ukraine (Zoos)		Duszynski <i>et al.</i> 2000, Mykytowycz 1964
<i>Eimeria setonicis</i>	Eimeriidae	26,4-33,6x16,8-19,2	Australie		Barker <i>et al.</i> 1988
<i>Eimeria sharmani</i>	Eimeriidae				Duszynski <i>et al.</i> 2000
<i>Eimeria thylogale</i>	Eimeriidae	30,4-35,2x19,2-21,6	Australie		Barker <i>et al.</i> 1988
<i>Eimeria toganmainensis</i>	Eimeriidae	32,0-44,8x18,4-30,4	Australie		Bandin 2004, Barker <i>et al.</i> 1989
<i>Eimeria volckertzooni</i>	Eimeriidae	20,0-24,0x11,6-13,6	Australie		Barker <i>et al.</i> 1988
<i>Eimeria wallabiae</i>	Eimeriidae	29,4-36,0x16,0-22,4	Australie		Barker <i>et al.</i> 1988
<i>Eimeria wilcanniensis</i>	Eimeriidae	30,0-38,4x18,0-23,0	Australie		Arundel <i>et al.</i> 1990, Barker <i>et al.</i> 1989
<i>Eimeria xanthopus</i>	Eimeriidae				Duszynski <i>et al.</i> 2000
<i>Eimeria yathongensis</i>	Eimeriidae	19,0-23,2x12,8-15,2	Australie		Barker <i>et al.</i> 1989
<i>Hypodontus macropi</i>	Strongyloidea		Australie		Aussavy <i>et al.</i> 2011, Bandin 2004, Speare <i>et al.</i> 1983
<i>Hypodontus sp.</i>	Strongyloidea		Australie		Beveridge <i>et al.</i> 1998
<i>Isospora spp.</i>	Eimeriidae		Espagne (Zoo)		Pérez Córdon <i>et al.</i> 2008
<i>Macropostrongyloides baylisi</i>	Strongyloidea		Australie		Arundel <i>et al.</i> 1990, Bandin 2004, Beveridge <i>et al.</i> 1985-1993
<i>Macropostrongyloides dissimilis</i>	Strongyloidea		Australie		Beveridge <i>et al.</i> 1985
<i>Macropostrongyloides lasiorhini</i>	Strongyloidea		Australie		Beveridge <i>et al.</i> 1978
<i>Macropostrongyloides yamagutii</i>	Strongyloidea		Australie		Aussavy <i>et al.</i> 2011, Beveridge 1993
<i>Macropotrema pertinax</i>	Paramphistomatoidea	124-139x71-82	Australie		Speare <i>et al.</i> 1983
<i>Macropoxyuris brevigularis</i>	Oxyuroidea	45-48x20-22	Australie		Arundel <i>et al.</i> 1990,

Annexe 8. Liste des parasites internes des Macropodidés observables par coproscopie

	<i>Macropoxyuris longigularis</i>	Oxyuroidea	(Mawson 1964) 43-46x22-24 (Mawson 1964)	Australie	Mawson 1964
	<i>Macropoxyuris spp.</i>	Oxyuroidea		Australie	Arundel <i>et al.</i> 1990, Mawson 1964
	<i>Paramacrostrongylus iugalis</i>	Strongyloidea		Australie	Barker 1972, Beveridge <i>et al.</i> 1985
	<i>Paramacrostrongylus toraliformis</i>	Strongyloidea		Australie	Beveridge <i>et al.</i> 1998
	<i>Paramacrostrongylus typicus</i>	Strongyloidea		Australie	Arundel <i>et al.</i> 1990, Beveridge <i>et al.</i> 1978
					Bandin 2004, Beveridge 1978
RESPIRATOIRE					
Trachée/Bronches	<i>Dictyocaulus spp.</i>	Trichostrongyloidea		Espagne (Zoo)	Pérez Córdon <i>et al.</i> 2008
Poumons	<i>Marsupostrongylus dorrigoensis</i>	Metastrongyloidea		Australie	Beveridge <i>et al.</i> 1985
	<i>Marsupostrongylus longilarvatus</i>	Metastrongyloidea		Australie	Bandin 2004, Beveridge <i>et al.</i> 1985
	<i>Marsupostrongylus wallabiae</i>	Metastrongyloidea		Australie	Beveridge <i>et al.</i> 1985
FOIE	<i>Fasciola hepatica</i>	Echinostomatoidea	130-150x65-90 (Taylor <i>et al.</i> 2007)	Commun, Europe (Zoos)	Bandin 2004, Panayotova-Pencheva 2013, Taylor <i>et al.</i> 2007
	<i>Progamotaenia festiva</i>	Anoplocephalidae		Australie	Arundel <i>et al.</i> 1990, Bandin 2004, Beveridge <i>et al.</i> 1985-1993
	<i>Progamotaenia effigia</i>	Anoplocephalidae		Australie	Aussavy <i>et al.</i> 2011, Beveridge 1993

Annexe 9. Liste des parasites internes des Rhinocerotidés observables par coproscopie

Annexe 9. Liste des parasites internes des Rhinocerotidés observables par coproscopie

En fonction de leur caractère pathogène ou de leur fréquence, les parasites les plus importants apparaissent en gras dans la colonne « Parasites ». Lorsque des parasites sont rapportés dans des parcs zoologiques, la mention « (Zoo) » est indiquée dans la colonne « Distribution géographique / Fréquence ».

Système atteint	Parasites	Classification	Taille de l'œuf/oocyste (en µm)	Distribution géographique / Fréquence	Références
DIGESTIF					
Œsophage					
Estomac(s)	<i>Dicernema versterae</i> <i>Habronema khalili</i> <i>Parabronema roundi</i> <i>Paramphistomum sp.</i> <i>Physocephalus sexalatus</i>	Cosmocercoidea Spiruroidea Spiruroidea Paramphistomatoidea Spiruroidea	120-175x65-90 (Beugnet <i>et al.</i> 2004) 31-45x12-26	Afrique du Sud Egypte (Zoo) Afrique Asie	Gibbons <i>et al.</i> 1996, Knapp <i>et al.</i> 1997 Ezzat 1945, Ramsay 1993, Round 1968 Fitzsimmons 1962, Knapp <i>et al.</i> 1997, Round 1968 Beugnet <i>et al.</i> 2004, Chowdhury 2001, Rahman <i>et al.</i> 2014 Gibbons <i>et al.</i> 2010, Round 1968
Intestin grêle	<i>Anoplocephala diminuta</i> <i>Anoplocephala gigantea</i> <i>Anoplocephala latissima</i>	Anoplocephalidae Anoplocephalidae Anoplocephalidae		Asie Afrique, Asie Asie	Matsuo 2005, Perera 2017, Ramsay 1993, Round 1968, Sandground 1933 Knapp <i>et al.</i> 1997, Ramsay 1993, Round 1968, Sandground 1933, Stringer <i>et al.</i> 2014 Matsuo 2005, Sandground 1933

Annexe 9. Liste des parasites internes des Rhinocéros observables par coproscopie

	<i>Anoplocephala magna</i>	Anoplocephalidae	∅ : 50-60	Mondiale	Round 1968, Thienpont <i>et al.</i> 2003
	<i>Anoplocephala sp.</i>	Anoplocephalidae		Japon (Zoo)	Matsuo 2005
	<i>Anoplocephala vulgaris</i>	Anoplocephalidae	∅ : 77-95 (Southwell 1921)	Afrique	Ramsay 1993, Southwell 1921, Zumpt 1964
	<i>Bunostomum spp.</i>	Ancylostomatoidea	83,3-95,2x47,2-57,8 (Tiuria 2006)	Commun (Zoo)	Chakraborty 1995, Palmieri <i>et al.</i> 1980, Tiuria 2006
	<i>Capillaria/Aonchotheca spp.</i>	Trichinelloidea	45-50x22-25		Ramsay 1993, Thienpont <i>et al.</i> 2003
	<i>Cryptosporidium parvum</i>	Cryptosporidiidae	4,8-5,6x4,2-4,8	Commun	Samuel <i>et al.</i> 2001
	<i>Cryptosporidium spp. (C. muris-like)</i>	Cryptosporidiidae	4,4x4,0	Espagne (Zoo)	Gómez <i>et al.</i> 1996, Gracenea 2002
	<i>Entamoeba spp.</i>	Entamoebidae	5-35	Asie	Jones 1979, Tiuria 2006
	<i>Khalilia spp.</i>	Strongyloidea			Ramsay 1993
	<i>Murshidia spp.</i>	Strongyloidea			Ramsay 1993
	<i>Necator ammericanus</i>	Ancylostomatoidea		Commun (Zoo)	Chakraborty 1995, Round 1968
	<i>Necator spp.</i>	Ancylostomatoidea	50-80x36-42		Anderson 2000
	<i>Paramphistomum sp.</i>	Paramphistomatoidea	120-175x65-90 (Beugnet <i>et al.</i> 2004)	Asie (Zoo)	Beugnet <i>et al.</i> 2004, Chakraborty 1993-1995, Dutta <i>et al.</i> 1990, Palmieri <i>et al.</i> 1980
	<i>Paraquilonia brumpti</i>	Strongyloidea			Ramsay 1993, Zumpt 1964
	<i>Strongyloides papillosus</i>	Rhabditoidea	47-65x25-26 (Thienpont <i>et al.</i> 2003)	Mondiale	Anderson 2000, Foreyt 2001, Thienpont <i>et al.</i> 2003
	<i>Strongyloides spp.</i>	Rhabditoidea	56,5-57,3x30-32	Asie (Zoo)	Dutta <i>et al.</i> 1990, Tiuria 2006
	<i>Trichostrongylus spp.</i>	Trichostrongyloidea	78,1-98,7x36,1-47,6	Indonésie	Tiuria 2006
Caecum/Côlon	<i>Anoplocephala sp.</i>	Anoplocephalidae		Asie	Chakraborty 1993-1995,

Annexe 9. Liste des parasites internes des Rhinocerotidés observables par coproscopie

	<i>Balantidium coli</i>	Balantidiidae	Kyste : 40-60 Trophozoïte : 300 (Taylor <i>et al.</i> 2007)	Mondiale (Zoo)	Jones 1979, Palmieri <i>et al.</i> 1980 Aviruppola <i>et al.</i> 2016, Chakraborty 1995, Rahman <i>et al.</i> 2014, Taylor <i>et al.</i> 2007
	<i>Balantidium spp.</i> <i>Bozasella rhinocerotis</i> <i>Brumptia bicaudata</i>	Balantidiidae Ciliophora Trematoda	40-60 60-75x30-40	Indonésie Afrique	Tiuria 2006 Buisson 1923 Ramsay 1993, Round 1968, Stringer 2016, Zumpt 1964 Zumpt 1964 Zumpt 1964 Zumpt 1964 Chakraborty 1995 Tiuria 2006 Chakraborty 1993, Jones 1979, Tiuria 2006 Ramsay 1993 Knapp <i>et al.</i> 1997, Ramsay 1993 Malek 1971, Round 1968 Obanda 2011, Ramsay 1993, Round 1968 Ramsay 1993 Ogden 1966 Zumpt 1964 Stringer <i>et al.</i> 2014, Zumpt 1964 Penzhorn <i>et al.</i> 1994 Beveridge 2013, Thapar 1924
	<i>Buissonia africana</i> <i>Buissonia longibursa</i> <i>Buissonia rhinocerotis</i> <i>Chabertia sp.</i> <i>Cycloposthium spp.</i> <i>Eimeria spp.</i>	Strongyloidea Strongyloidea Strongyloidea Strongyloidea Ciliophora Eimeriidae		Inde (Zoo) Indonésie Inde, UK (Zoos)	
	<i>Crossocephalus spp.</i> <i>Draschia megastoma</i>	Cosmocercidae Spiruroidea		Asie Afrique	
	<i>Gastrodiscus aegyptiacus</i> <i>Grammocephalus intermedius</i>	Paramphistomatoidea Ancylostomatoidea	170x98	Afrique Afrique	
	<i>Henryella spp.</i> <i>Khalilia/Amira sameera</i> <i>Khalilia buta</i> <i>Khalilia rhinocerotis</i>	Strongyloidea Strongyloidea Strongyloidea Strongyloidea	57-78x38-40	Afrique, Inde Afrique Afrique	
	<i>Khalilia spp.</i> <i>Kiluluma africana</i>	Strongyloidea Strongyloidea	80x40	Afrique	

Annexe 9. Liste des parasites internes des Rhinocerotidés observables par coproscopie

<i>Kiluluma brevicauda</i>	Strongyloidea				Beveridge 2013
<i>Kiluluma brevivaginata</i>	Strongyloidea				Beveridge 2013
<i>Kiluluma ceratotherii</i>	Strongyloidea			Australie (Zoo)	Beveridge 2013
<i>Kiluluma cylindrica</i>	Strongyloidea				Beveridge 2013
<i>Kiluluma goodyei</i>	Strongyloidea			Afrique, Asie	Beveridge 2013, Chakraborty 1995, Knapp <i>et al.</i> 1997
<i>Kiluluma magna</i>	Strongyloidea			Afrique	Beveridge 2013, Knapp <i>et al.</i> 1997
<i>Kiluluma mcdonaldi</i>	Strongyloidea	50x28		Afrique	Beveridge 2013, Thapar 1924
<i>Kiluluma pachyderma</i>	Strongyloidea	58x30		Afrique	Beveridge 2013, Thapar 1924
<i>Kiluluma rhinocerotis</i>	Strongyloidea	70x50		Afrique	Beveridge 2013, Knapp <i>et al.</i> 1997, Thapar 1924
<i>Kiluluma solitaria</i>	Strongyloidea	90x50		Australie (Zoo)	Beveridge 2013
<i>Kiluluma sp.</i>	Strongyloidea	80x50		Australie (Zoo)	Beveridge 2013
<i>Kiluluma spp.</i>	Strongyloidea			Afrique	Penzhorn <i>et al.</i> 1994, Ramsay 1993, Stringer <i>et al.</i> 2014
<i>Kiluluma stylosa</i>	Strongyloidea				Beveridge 2013
<i>Kiluluma vernayi</i>	Strongyloidea	70x55 <i>in utero</i>		Asie	Beveridge 2013, Sandground 1933
<i>Lavierella africana</i>	Ciliophora	45-55x20-25		Afrique	Buisson 1923
<i>Memphisia spp.</i>	Strongyloidea				Ramsay 1993
<i>Murshidia africana</i>	Strongyloidea				Round 1968
<i>Murshidia aziza</i>	Strongyloidea				Round 1968
<i>Murshidia bozasi</i>	Strongyloidea				Zumt 1964
<i>Murshidia didieri</i>	Strongyloidea				Zumt 1964
<i>Murshidia memphisia</i>	Strongyloidea				Round 1968
<i>Murshidia omoensis</i>	Strongyloidea				Round 1968
<i>Murshidia raillieti</i>	Strongyloidea				Zumt 1964
<i>Murshidia spp.</i>	Strongyloidea				Penzhorn <i>et al.</i> 1994

Annexe 9. Liste des parasites internes des Rhinocerotidés observables par coproscopie

	<i>Oesophagostomum spp.</i> <i>Oxyuris equi</i>	Strongyloidea Oxyuroidea	80-95x40-45	Indonésie Cosmopolite	Palmieri <i>et al.</i> 1980 Round 1968, Thienpont <i>et al.</i> 2003
	<i>Oxyuris karamoja</i>	Oxyuroidea		Afrique	Knapp <i>et al.</i> 1997, Ramsay 1993, Round 1968
	<i>Oxyuris sp.</i> <i>Parabronema rhinocerotis</i> <i>Parastrongylus paradoxus</i> <i>Probstmayria bengalensis</i> <i>Probstmayria vivipara</i>	Oxyuroidea Spiruroidea Strongyloidea Cosmoceroidea Cosmoceroidea	Larve : 1000x25 L3 : 1800 (Anderson 2000)	Indonésie Chine (Zoo) Inde (Zoo) Mondiale (fréquent)	Muryani <i>et al.</i> 2008 Ramsay 1993 Pei-Yun <i>et al.</i> 1986 Mondal 2010 Anderson 2000, Jones 1979, Knapp <i>et al.</i> 1997, Penzhorn <i>et al.</i> 1994
	<i>Prototapirella clypeata</i> <i>Prototapirella cristata</i> <i>Pteridopharynx omoensis</i> <i>Quilonia africana</i> <i>Quilonia parva</i> <i>Quiloniav rhinocerotis</i> <i>Quilonia spp.</i>	Ciliophora Ciliophora Strongyloidea Strongyloidea Strongyloidea Strongyloidea Strongyloidea	55-115x25-50 110-220x75-130 73x30	Afrique Afrique	Buisson 1923 Buisson 1923 Ramsay 1993 Fowler 2006, Round 1968 Round 1968 Zumpt 1964 Penzhorn <i>et al.</i> 1994, Ramsay 1993
	<i>Rhinoceronema unicornensis</i> <i>Rhinocerotonema rhinocerotis</i> <i>Strongylus tremletti</i>	Cosmoceroidea Strongyloidea Strongyloidea	72-90x43-50	Inde (Zoo) Chine (Zoo) Kenya	Mondal 2012 Jin-Shu <i>et al.</i> 1986 Ramsay 1993, Round 1962
	Strongles digestifs	Strongylida		Asie, Irlande (Zoos)	Aviruppola <i>et al.</i> 2016, Chakraborty 1993, Geraghty 1981
	<i>Tricaudalia brumpti</i> <i>Trichuris sp.</i> <i>Triplumaria alluvia</i> <i>Triplumaria grypoclunis</i>	Ciliophora Trichinelloidea Entodiniomorphida Entodiniomorphida	105-210x55-110 105-158x49-74 69-137x31-58	Afrique Cosmopolite Afrique Afrique	Buisson 1923 Round 1968 Ito <i>et al.</i> 2008 Ito <i>et al.</i> 2008

Annexe 9. Liste des parasites internes des Rhinocéros observables par coproscopie

	<i>Triplumaria spp.</i>	Entodiniomorphida		Afrique, Asie	Ito <i>et al.</i> 2008
RESPIRATOIRE					
Trachée/ Bronches					
Poumons					
FOIE	<i>Anoplocephala sp.</i> <i>Fasciola gigantica</i>	Anoplocephalidae Echinostomatoidea	170-190x90-100 (Taylor <i>et al.</i> 2007)	Inde (Zoo) Asie (rare)	Chakraborty 1995 Chowdhury 2001, Ramsay 1993, Taylor <i>et al.</i> 2007
	<i>Fasciola spp.</i>	Echinostomatoidea	144,2-159,7x 68,4-81,9 (Tiuria 2006)	Asie (Zoo)	Dutta <i>et al.</i> 1990, Muryani <i>et al.</i> 2008, Tiuria 2006, Vardharajan 1999
	<i>Grammocephalus clathratus</i> <i>Grammocephalus intermedius</i>	Ancylostomatoidea Ancylostomatoidea		Afrique	Ramsay 1993 SCVD 2007
SYSTEME VASCULAIRE	<i>Bivitellobilharzia nairi</i>	Schistosomatoidea	132-156x81,6- 86,4 (épine : 9,6-12)	Asie	Devkota <i>et al.</i> 2014
	<i>Schistosoma spp.</i>	Schistosomatoidea	199,4x111,8	Indonésie	Tiuria 2006

Annexe 10. Liste des parasites internes des Tapiridés observables par coproscopie

Annexe 10. Liste des parasites internes des Tapiridés observables par coproscopie

En fonction de leur caractère pathogène ou de leur fréquence, les parasites les plus importants apparaissent en gras dans la colonne « Parasites ». Lorsque des parasites sont rapportés dans des parcs zoologiques, la mention « (Zoo) » est indiquée dans la colonne « Distribution géographique / Fréquence ».

Système atteint	Parasites	Classification	Taille de l'œuf/oocyste (en μm)	Distribution géographique / Fréquence	Références
DIGESTIF					
Œsophage					
Estomac(s)	<i>Monodontus nefastus</i> <i>Physocephalus meridionalis</i> <i>Physocephalus nitidulans</i> <i>Physocephalus sexalatus</i> <i>Tapironema coronatum</i>	Ancylostomatoidea Spiruroidea Spiruroidea Spiruroidea Trichostrongyloidea	 31-45x12-26 80-100x55-60	Brésil Brésil Argentine, Brésil Guyane Mexique	Muniz-Pereira 2009 Muniz-Pereira 2009 Chalukian <i>et al.</i> 2009, Muniz-Pereira 2009 Anderson 2000, Gibbons <i>et al.</i> 2010 Durette-Desset <i>et al.</i> 1997, Romero-Castañón 2009
Intestin grêle	<i>Agriostomum spp.</i> <i>Anoplocephala globiceps</i> <i>Anoplocephala mamillana</i> <i>Anoplocephala tapirus</i> <i>Anoplocephaloides indicata</i> <i>Brachyclonus indicus</i> <i>Brachylumus sp.</i> <i>Bunostomum sp.</i> <i>Capillaria/Aonchotheca spp.</i>	Ancylostomatoidea Anoplocephalidae Anoplocephalidae Anoplocephalidae Anoplocephalidae Ancylostomatoidea Ancylostomatoidea Ancylostomatoidea Trichinelloidea	 50-55x28-32 45-50x22-25	Mexique Brésil Brésil Etats-Unis (Zoo) Indonésie Mexique Mexique Amérique du Sud	Cruz Aldán <i>et al.</i> 2006, Quse <i>et al.</i> 2014 Haukisalmi 2005, Muniz- Pereira 2009 Muniz-Pereira 2009 Chin 1938 Haukisalmi 2005 Canavan 1929 Cruz Aldán <i>et al.</i> 2006, Quse <i>et al.</i> 2014 Romero-Castañón 2009 Fowler 2001, Mangini <i>et</i>

Annexe 10. Liste des parasites internes des Tapiridés observables par coproscopie

290

	<i>Cryptosporidium spp.</i> <i>Cryptosporidium suis</i> <i>Flabelloskrjabinia indicata</i> <i>Flabelloskrjabinia sp.</i> <i>Flabelloskrjabinia tapirus</i>	Cryptosporidiidae Cryptosporidiidae Anoplocephalidae Anoplocephalidae Anoplocephalidae	(Thienpont <i>et al.</i> 2003) 50-54x28-32 91-104x64-75 48x28	Chine (Zoo) Equateur Indonésie (Zoo)	<i>al.</i> 2002, Thienpont <i>et al.</i> 2003 Santos 2011 Chen <i>et al.</i> 2012 Guerrero 2016 Guerrero 2016 Guerrero 2016, Haukisalmi 2005, Muchlis 1960
	<i>Giardia duodenalis</i>	Diplomonadidae	8-12x7-10 (Taylor <i>et al.</i> 2007)	Mondiale	Santos 2011, Taylor <i>et al.</i> 2007
	<i>Giardia spp.</i>	Diplomonadidae		Amérique du Sud, Etats-Unis (Zoo)	Fowler 2001, Gale 1968
	<i>Lacandoria spp.</i>	Nematoda		Mexique	Cruz Aldán <i>et al.</i> 2006, Quse <i>et al.</i> 2014
	<i>Monodontus nefastus</i>	Ancylostomatoidea		Brésil	Muniz-Pereira 2009, Tavares <i>et al.</i> 2017
	<i>Nematodirus sp.</i> <i>Neomurshidia monosticha</i>	Trichostrongyloidea Strongyloidea		Mexique Argentine, Brésil	Romero-Castañón 2009 Chalukian <i>et al.</i> 2009, Muniz-Pereira 2009
	<i>Neomurshidia spp.</i>	Strongyloidea		Mexique	Cruz Aldán <i>et al.</i> 2006, Quse <i>et al.</i> 2014
	<i>Paranoplocephala indicata</i> <i>Paranoplocephala mantillana</i> <i>Paranoplocephala spp.</i>	Anoplocephalidae Anoplocephalidae Anoplocephalidae		Thaïlande Indonésie (Zoo) Etats-Unis (Zoo)	Sawada 1966 Muchlis 1960 Gale 1968, Quse <i>et al.</i> 2014
	<i>Parascaris sp.</i> <i>Strongyloides spp.</i>	Ascarididae Rhabditoidea	50x22 (Foreyt 2001)	Mondiale	Quse <i>et al.</i> 2014 Anderson 2000, Foreyt 2001, Fowler 2001, Gale 1968, Mustapa <i>et al.</i> 2014, Quse <i>et al.</i> 2014
	<i>Trichostrongylus spp.</i>	Trichostrongyloidea	90-100x40-50 (Beugnet <i>et al.</i>	Mexique	Beugnet <i>et al.</i> 2004, Cruz Aldán <i>et al.</i> 2006, Quse <i>et</i>

Annexe 10. Liste des parasites internes des Tapiridés observables par coproscopie

			2004)		<i>al.</i> 2014
Caecum/Côlon	<i>Ascaris spp.</i>	Ascaridoidea		Amérique du Sud, Malaisie (Zoo) Mondiale (Zoo)	Fowler 2001, Mustapa <i>et al.</i> 2014
	<i>Balantidium coli</i>	Balantidiidae	Kyste : 40-60 Trophozoïte : 300 (Taylor <i>et al.</i> 2007)		Cruz Aldán <i>et al.</i> 2006, Bonney et Crotty 1979, Gale 1968, Mangini <i>et al.</i> 2012, Taylor <i>et al.</i> 2007
	<i>Balantidium sp.</i>	Balantidiidae		Malaisie (Zoo), Argentine	Mustapa <i>et al.</i> 2014, Quse <i>et al.</i> 2014
	<i>Buissonella tapiri</i>	Ciliophora		Brésil	Chalukian <i>et al.</i> 2009
	<i>Cladorchis asper</i>	Choerocotyloididae		Brésil	Muniz-Pereira 2009
	<i>Cladorchis pyriformis</i>	Choerocotyloididae		Brésil	Muniz-Pereira 2009
	<i>Cladorchis sp.</i>	Choerocotyloididae		Mexique	Muniz-Pereira 2009
	<i>Cyathostomum spp.</i>	Strongyloidea	100-110x40-45	Mexique	Romero-Castañón 2009, Thienpont <i>et al.</i> 2003
	<i>Eimeria spp.</i>	Eimeriidae			Cruz Aldán <i>et al.</i> 2006, Mangini <i>et al.</i> 2012, Quse <i>et al.</i> 2014
	<i>Kiluluma longipene</i>	Strongyloidea		Brésil	Muniz-Pereira 2009, Tavares <i>et al.</i> 2017
	<i>Neomurshidia monosticha</i>	Strongyloidea		Brésil	Muniz-Pereira 2009
<i>Probstmayria tapiri</i>	Cosmocercidae	L2 : 826,2- 1062,6x29,5-47,2	Guyane, Mexique	Chowdhury 2001, Güiris-Andrade <i>et al.</i> 2009	
<i>Prototapirella intestinalis</i>	Cycloposthiidae		Argentine	Buisson 1923, Chalukian <i>et al.</i> 2009	
<i>Strongylus spp.</i>	Strongyloidea		Cosmopolite (Zoos)	Cruz Aldán <i>et al.</i> 2006, Fowler 2001, Gale 1968, Geraghty 1981, Mustapa <i>et al.</i> 2014, Quse <i>et al.</i> 2014	
<i>Tziminema unachi</i>	Strongyloidea	180-215x80-110	Mexique	Güiris-Andrade <i>et al.</i> 2017	

Annexe 10. Liste des parasites internes des Tapiridés observables par coproscopie

RESPIRATOIRE					
Trachée/Bronches	<i>Dictyocaulus arnfieldi</i>	Trichostrongyloidea	L1 : 290-480µm (Taylor <i>et al.</i> 2007)		Anderson 2000, Taylor <i>et al.</i> 2007
Poumons					
FOIE	<i>Fasciola hepatica</i>	Echinostomatoidea	130-150x65-90 (Taylor <i>et al.</i> 2007)		Garapin 2014, Quse <i>et al.</i> 2014, Taylor <i>et al.</i> 2007
	<i>Fasciola sp.</i>	Echinostomatoidea		Malaisie (Zoo)	Mustapa <i>et al.</i> 2014
SYSTEME VASCULAIRE	<i>Schistosoma sp.</i>	Schistosomatoidea		Etats-Unis	Yamini et Veen 1988

Annexe 11. Traitements antiparasitaires utilisés au cours de l'étude

Seul 15 parcs ont été inclus dans ces résultats, l'un des zoos participants ne nous ayant pas fait part de suffisamment d'informations sur leurs traitements antiparasitaires.

Pour chaque espèce, l'intervalle de temps entre le traitement et la réalisation du prélèvement est indiqué.

Parcs animaliers	Protocoles de traitements API	Espèces	Résultats coproscopies
Parc n°1	Absence de traitement (>1 an)	Eléphant d'Afrique	Ciliés commensaux (P)
	Absence de traitement (>1 an)	Hippopotame	-
	Absence de traitement (>1 an)	Rhinocéros blanc	-
	Absence de traitement (>1 an)	Wallaby de Bennett	Strongles digestifs (P)
	Absence de traitement (>1 an)	Wallaby des rochers	<i>Eimeria sp.</i> (++) à (++++)
	Absence de traitement (>1 an)	Tapir terrestre	-
	Absence de traitement (>1 an)	Kangourou roux	Strongles digestifs (++++)
	Absence de traitement (>1 an)	Lama	<i>Trichuris sp.</i> (P)
	Fenbendazole (Panacur) 7,5mg/kg PO SID pendant 1j	Girafe	<i>Trichuris sp.</i> (+)
	Fenbendazole (Panacur) 7,5mg/kg PO SID pendant 1j	Dromadaire	Coccidies (P) ; Strongles digestifs (+)
	Ivermectine (Oramec) PO pendant 3j	Kangourou roux	Strongles digestifs (P)
Parc n°2	Absence de traitement (>1 an)	Hippopotame	-
	Absence de traitement (>1 an)	Eléphant d'Afrique	-
	Absence de traitement (>1 an)	Dendrolague de Goodfellow	-
	Absence de traitement (>1 an)	Dendrolague de Matschie	-
	Absence de traitement (>1 an)	Kangourou roux	Strongles digestifs (++)
	Absence de traitement (>1 an)	Wallaby de Bennett	Strongles digestifs (P) ; Coccidies (+) ; <i>Strongyloides sp.</i> (P)
	Albendazole 1g PO SID pendant 3j (>1 an)	Rhinocéros blanc	Ciliés commensaux (P)
	Albendazole 150g PO SID pendant 5j	Tapir malais	Strongles digestifs (P)
	Fenbendazole 2 mg PO SID pendant 3j (>1 an)	Okapi	-
	Fenbendazole 15g PO SID pendant 3j (>1 an)	Eléphant d'Afrique	Ciliés commensaux (+)
	Ivermectine 320mg PO SID (<2mois)	Cerf axis	-
	Ivermectine 50 mg PO SID pendant 5j (9mois)	Tapir terrestre	-
	Ivermectine 160mg SID PO (<2mois)	Cerf cochon	-
	Ivermectine 160mg PO SID (<2 mois)	Muntjac de Reeves	-
	Ivermectine 0,2 mg/kg SC (>1 an)	Dendrolague de Matschie	-
	Lévamisole 100-140mL PO SID (>1 an)	Eléphant d'Afrique	-
	Moxidectine 0,2mg/kg (>1 an)	Rhinocéros indien	Ciliés commensaux (+)

Parc n°3	Absence de traitement (>1 an)	Pérogale à pied jaune	Coccidies (+)
	Absence de traitement (>1 an)	Mouton d'Ouessant	<i>Capillaria sp.</i> (+) ; <i>Dicrocoelium sp.</i> (+) ; Coccidies (P)
	Absence de traitement (>1 an)	Mouton du Cameroun	Coccidies (++) ; <i>Moniezia sp.</i> (++) ; Strongles digestifs (P) ; <i>Capillaria sp.</i> (P)
	Absence de traitement (>1 an)	Wallaby des rochers	Coccidies (++) ; <i>Strongyloides sp.</i> (P)
	Absence de traitement (>1 an)	Kangourou roux	Strongles digestifs (P)
	Absence de traitement (>1 an)	Vigogne	-
	Ivermectine SC (6 mois)	Chèvre naine	Coccidies (++) ; <i>Capillaria sp.</i> (P) ; <i>Nematodirus sp.</i> (P) ; Strongles digestifs (P)
	Molécule inconnue (6mois)	Cerf du Prince Alfred	-
	Molécule inconnue (6mois)	Mouflon à manchettes	Coccidies (+++) ; Strongles digestifs (+) ; <i>Nematodirus sp.</i> (P)
	Ivermectine 0,6 mg/kg (3mois)	Kangourou roux	<i>Strongyloides sp.</i> (P)
Parc n°4	Absence de traitement (>1 an)	Vigogne	Coccidies (+)
	Absence de traitement (>1 an)	Okapi	<i>Trichuris sp.</i> (P)
	Absence de traitement (>1 an)	Hippopotame pygmée	Coccidies (P)
	Absence de traitement (>1 an)	Rhinocéros noir	Strongles digestifs (P)
	Absence de traitement (>1 an)	Alpaga	<i>Capillaria sp.</i> (P) ; <i>Dicrocoelium sp.</i> (+) ; Strongles digestifs (P)
	Fenbendazole (Panacur 10%) 350mL PO pour 9 individus (Poids total de 2,7t) pendant 1j (6mois)	Girafe	-
	Fenbendazole (Panacur 2,5%) 12mL PO SID pendant 3j pour 3 individus (5 mois)	Muntjac de Reeves	Strongles digestifs (P)
Parc n°5	Absence de traitement (>1 an)	Hippopotame pygmée	Strongles digestifs (P) ; Coccidies (P)
	Absence de traitement (>1 an)	Girafe	Strongles digestifs (++)
	Fenbendazole (Panacur) 7,5mg/kg (5mois)	Rhinocéros indien	<i>Strongyloides sp.</i> (P)
	Ivermectine 0,2mg/kg (5mois)	Guanaco	Coccidies (+) ; Strongles digestifs (P) ; <i>Trichuris sp.</i> (P) ; <i>Nematodirus sp.</i> (P)
	Ivermectine 0,2mg/kg (7mois)	Lama	Coccidies (P) ; <i>Trichuris sp.</i> (P)
Parc n°6	Absence de traitement (>1 an)	Cobe de Mrs Gray	Strongles digestifs (P) ; <i>Strongyloides sp.</i> (P)
	Absence de traitement (>1 an)	Banteng	-
	Absence de traitement (>1 an)	Hippopotame pygmée	-
	Absence de traitement (>1 an)	Tapir terrestre	-
	Absence de traitement (>1 an)	Tapir malais	Strongles digestifs (P)
	Absence de traitement (>1 an)	Vigogne	Strongles digestifs (P) ; <i>Nematodirus sp.</i> (P) ; <i>Strongyloides sp.</i> (+) ; <i>Eimeria sp.</i> (P)
	Fenbendazole (Panacur 10%) 10mg/kg PO SID pendant 5j (1 jour)	Chameau de Bactriane	Coccidies (+) ; Strongles digestifs (++)

	Fenbendazole (Panacur 10%) 10mg/kg PO SID pendant 5j (7 mois)	Chameau de Bactriane	-
	Fenbendazole (Panacur 10%) 10mg/kg PO SID pendant 5j (3 mois)	Kangourou roux	Strongles digestifs (P) ; <i>Strongyloides sp.</i> (P)
	Fenbendazole (Panacur 10%) 10mg/kg PO SID pendant 5j (2 mois)	Girafe	-
	Fenbendazole (Panacur 10%) 10mg/kg PO SID pendant 5j (<3 semaines)	Oryx algazelle	Coccidies (++)
	Fenbendazole (Panacur) ≈ 7mg/kg PO (>1 an)	Rhinocéros blanc	Coccidies (P) ; <i>Trichuris sp.</i> (P) ; <i>Oxyuris sp.</i> (P) ; Strongles digestifs (P)
	Fenbendazole (Panacur) ≈ 7mg/kg PO (>5 mois)	Rhinocéros blanc	Strongles digestifs (P)
	Fenbendazole (Panacur 10%) 10mg/kg PO SID pendant 3j (1 an)	Watusi	<i>Strongyloides sp.</i> (P)
	Fenbendazole (Panacur 10%) 10mg/kg PO SID pendant 3j (6 mois)	Girafe	Strongles digestifs (P)
	Ivermectine 0,2mg/kg PO SID pendant 1j (10 jours)	Oryx gazelle	<i>Nematodirus sp.</i> (P) ; Strongles digestifs (P) ; <i>Trichuris sp.</i> (P)
	Molécule inconnue (>3 mois)	Tapir malais	-
Parc n°7	Fenbendazole 7,5 mg/kg PO (1 an)	Cobe de Lechwe	<i>Strongyloides sp.</i> (P)
	Fenbendazole 7,5 mg/kg PO (1 an)	Oryx beisa	Coccidies (+) ; <i>Capillaria sp.</i> (P) ; <i>Strongyloides sp.</i> (P)
	Fenbendazole 7,5 mg/kg PO (3 mois)	Cerf de Duvaucel	-
	Fenbendazole 7,5 mg/kg PO (3 mois)	Elan du Cap	Coccidies (+) ; <i>Paramphistomum sp.</i> (++) ; <i>Strongyloides sp.</i> (+)
	Fenbendazole 7,5 mg/kg PO (3 mois)	Wapiti	Strongles digestifs (+) ; <i>Strongyloides sp.</i> (P)
	Fenbendazole 7,5 mg/kg PO (3 mois)	Cerf sika	Coccidies (P) ; Strongles digestifs (P) ; <i>Strongyloides sp.</i> (P)
	Fenbendazole 7,5 mg/kg PO (<3 semaines)	Cerf d'Eld du Siam / Thamin	-
	Ivermectine 0,2 mg/kg (1 mois)	Cerf sika	-
	Ivermectine 0,2 mg/kg (1 mois)	Cerf du Père David	-
	Ivermectine 0,2 mg/kg (1 mois)	Guanaco	-
	Ivermectine 0,2 mg/kg (<3 semaines)	Addax	Coccidies (+)
	Ivermectine 0,2 mg/kg (<3 semaines)	Cobe à croissant	<i>Strongyloides sp.</i> (P)
	Ivermectine 0,2 mg/kg (<3 semaines)	Cerf élaphe	Strongles digestifs (P) ; <i>Strongyloides sp.</i> (P)
	Ivermectine 0,2 mg/kg (<3 semaines)	Damalisque	<i>Capillaria sp.</i> (P)
Parc n°8	Absence de traitement (>1 an)	Eléphant d'Asie	Ciliés commensaux (P)
	Absence de traitement (>1 an)	Hippopotame	Coccidies (+)
	Nétobimin (Hapadex 10%) PO (4mois)	Cerf sika	Strongles digestifs (P)
	Nétobimin (Hapadex 10%) PO (4mois)	Gnou à queue blanche	<i>Strongyloides sp.</i> (P)
	Nétobimin (Hapadex 10%) PO (4mois)	Girafe	<i>Capillaria sp.</i> (P) ; Strongles digestifs (+) ; <i>Trichuris sp.</i> (P)

	Nétobimin (Hapadex 10%) PO (4mois)	Nyala	Coccidies (P)
	Nétobimin (Hapadex 10%) PO (4mois)	Watusi	<i>Paramphistomum sp.</i> (P)
	Fenbendazole (Panacur 10%) PO pendant 3j (4mois)	Tapir terrestre	-
	Fenbendazole (Panacur 10%) PO pendant 3j (4mois)	Wallaby de Bennett	<i>Strongyloides sp.</i> (P)
Parc n°9	Absence de traitement (>1 an)	Mouton	Coccidies (+) ; <i>Trichuris sp.</i> (P) ; Strongles digestifs (P)
	Absence de traitement (>1 an)	Banteng	-
	Absence de traitement (>1 an)	Cerf cochon	-
	Absence de traitement (>1 an)	Cerf sika	-
	Absence de traitement (>1 an)	Cobe de Mrs Gray	-
	Absence de traitement (>1 an)	Elan du Cap	Coccidies (P)
	Absence de traitement (>1 an)	Rhinocéros blanc	-
	Annuel : Fenbendazole (Panacur 10%) 7,5mg/kg PO pour 200kg	Oryx algazelle	Coccidies (P) ; Strongles digestifs (P)
	Annuel : Fenbendazole (Panacur 10%) 7,5mg/kg pour 200kg	Oryx beïsa	Strongles digestifs (P)
	Annuel : Ivermectine (Ivomec) 0,2mg/kg SC	Petit Koudou	Coccidies (P) ; <i>Trichuris sp.</i> (P)
	Annuel : Ivermectine (Ivomec) 0,2mg/kg SC	Wallaby de Bennett	Coccidies (P)
	Annuel : Ivermectine (Ivomec) 0,2mg/kg SC et/ou Fenbendazole (Panacur pâte) PO pour 25 kg	Muntjac de Reeves	-
	Annuel : Fenbendazole (Panacur) 7,5mg/kg PO ou Pyrantel (Strongid) PO ou Ivermectine + Praziquantel (Eqvalan duo) PO, 2,6g pour 200kg	Âne de Somalie	Strongles digestifs (P)
	Tous les 6 mois : Fenbendazole (Panacur) PO	Girafe	Strongles digestifs (+) ; <i>Trichuris sp.</i> (+)
	Tous les 6 mois : Fenbendazole (Panacur) PO	Mouton du Cameroun	Coccidies (++)
	Tous les 6 mois : Fenbendazole (Panacur) PO	Tapir terrestre	-
	Tous les 6 mois : Ivermectine (Ivomec) 0,2mg/kg SC	Grand Bharal	-
	Tous les 6 mois : Ivermectine (Ivomec) 0,2mg/kg SC	Dik dik de Kirk	-
	Tous les 6 mois : Ivermectine (Ivomec) 0,2mg/kg SC	Nyala	-
	Tous les 6 mois : Ivermectine (Oramec) 0,2mg/kg PO	Vigogne	Coccidies (P)
Tous les 6 mois : Fenbendazole (Panacur 10%) 7,5mg/kg PO ou Ivermectine (Ivomec) 0,2mg/kg SC	Bongo	Coccidies (P)	
Tous les 6 mois : Fenbendazole (Panacur 10%) PO et Ivermectine (Ivomec) 0,2mg/kg SC 1-2 fois par an	Mouflon à manchettes	Coccidies (++)	

	Tous les 6 mois minimum : Fenbendazole (Panacur) PO ou Pyrantel (Strongid) PO ou Ivermectine + Praziquantel (Eqvalan duo) 1,29g/100kg PO pour 250kg	Zèbre de Grévy	-
	Tous les 4 mois : Ivermectine (Ivomec) 0,2mg/kg SC, Fenbendazole (Panacur 10%) pour 100kg PO	Oryx d'Arabie	Coccidies (+) ; Strongles digestifs (P)
	Tous les 3mois : Fenbendazole (Panacur 10%) 16 ml PO	Hippotrague noir	Coccidies (P) ; Strongles digestifs (P)
	Tous les 3mois : Ivermectine (Ivomec) 0,2mg/kg SC ou Fenbendazole (Panacur) PO pour 250kg	Zèbre de Hartmann	-
	Tous les 3mois : Fenbendazole (Panacur) PO pour 200kg ou Ivermectine + Praziquantel (Eqvalan duo) 1,29g/100kg PO ou Ivermectine (Ivomec) 0,2mg/kg SC	Onagre de Perse	Strongles digestifs (P)
	Tous les 3mois : Alternance Fenbendazole (Panacur CV) pour 100kg PO + Ivermectine (Ivomec) 2ml SC et traitement Fenbendazole (Panacur)/Lévamisole (Thelmizole) PO	Addax	Coccidies (+) ; Strongles digestifs (P)
	Tous les 2 mois : Fenbendazole (Panacur 10%) 100ml PO ou Ivermectine (Oramec) 100ml PO	Dromadaire	-
	Tous les mois : Fenbendazole (Panacur 10%) PO ou Ivermectine (Oramec) PO	Gazelle Dama	<i>Trichuris sp.</i> (P)
Parc n°10	Tous les 6 mois : Fenbendazole (Panacur 4%) PO pendant 10j (4mois)	Cerf du Prince Alfred	-
	Tous les 6 mois : Fenbendazole (Panacur 4%) PO pendant 10j (4mois)	Chameau de Bactriane	<i>Trichuris sp.</i> (P)
	Tous les 6 mois : Fenbendazole (Panacur 4%) PO pendant 10j (4mois)	Lama	-
	Tous les 6 mois : Fenbendazole (Panacur 4%) PO pendant 10j (4mois)	Alpaga	Coccidies (P) ; <i>Nematodirus sp.</i> (P)
	Tous les 6 mois : Fenbendazole (Panacur 4%) PO pendant 10j (4mois)	Cerf de Bactriane	Strongles digestifs (P) ; <i>Trichuris sp.</i> (P)
	Tous les 6 mois : Fenbendazole (Panacur 4%) PO pendant 10j (4mois)	Pétrogale à pied jaune	Coccidies (+)
	Tous les 6 mois : Fenbendazole (Panacur 4%) PO pendant 10j (4mois)	Kangourou roux	<i>Eimeria sp.</i> (++) ; Strongles digestifs (P) ; <i>Strongyloides sp.</i> (P)
	Tous les 6 mois : Fenbendazole (Panacur 4%) PO pendant 10j (4mois)	Vigogne	Coccidies (P) ; Strongles digestifs (+) ; <i>Trichuris sp.</i> (P)
Parc n°11	Absence de traitement (>1 an)	Eléphant d'Asie	Ciliés commensaux (++)
	Absence de traitement (>1 an)	Girafe	Coccidies (P) ; <i>Trichuris sp.</i> (+ à +++) ; <i>Capillaria sp.</i> (P à +)
	Absence de traitement (>1 an)	Hippopotame	-
	Absence de traitement (>1 an)	Alpaga	Strongles digestifs (P) ; <i>Capillaria sp.</i> (+) ; <i>Trichuris sp.</i> (++++)
	Absence de traitement (>1 an)	Kangourou roux	Strongles digestifs (P à +)
	Absence de traitement (>1 an)	Baudet du Poitou	Strongles digestifs (P)
	Absence de traitement (>1 an)	Rhinocéros blanc	-
	Absence de traitement (>1 an)	Tapir terrestre	-

	Fenbendazole 7,5mg/kg PO (>1 an)	Zèbre de Chapman	-
	Ivermectine 0,2mg/kg PO (>1 an)	Zèbre de Grévy	<i>Parascaris sp.</i> (++)
	Doramectine 0,2mg/kg IM/SC (>7 mois)	Alpaga	-
	Fenbendazole 7,5mg/kg PO (<3 mois)	Zèbre de Grévy	-
	Fenbendazole 7,5mg/kg PO (<3 mois)	Zèbre de Chapman	-
Parc n°12	Ivermectine (Eraquell ND) PO pour 1500-2250kg 2 fois à 1 mois d'intervalle (2mois)	Rhinocéros blanc	-
	Ivermectine (Eraquell ND) PO pour 300kg (1mois)	Tapir terrestre	Coccidies (P) ; Strongles digestifs (P) ; <i>Trichuris sp.</i> (P)
	Fenbendazole (Panacur) PO 3 jours (>7 mois)	Chameau de Bactriane	Coccidies (++++); <i>Trichuris sp.</i> (+)
	Fenbendazole (Panacur) PO 3 jours (<3 mois)	Dromadaire	-
	Fenbendazole (Panacur) PO 3 jours (<3 mois)	Éléphant d'Afrique	Ciliés commensaux (+)
Parc n°13	Fenbendazole (Panacur 10%) 7,5mg/kg PO pendant 1 jour (4mois)	Hydropote de Chine	Coccidies (P) ; Strongles digestifs (+) ; <i>Strongyloides sp.</i> (+)
	Fenbendazole (Panacur 10%) 7,5mg/kg PO pendant 1 jour (4mois)	Daim	<i>Capillaria sp.</i> (+) ; <i>Nematodirus sp.</i> (P) ; Coccidies (P) ; Strongles digestifs (P) ; <i>Strongyloides sp.</i> (P)
	Fenbendazole (Panacur 10%) 7,5mg/kg PO pendant 1 jour (<2 mois)	Cerf élaphe	Strongles digestifs (P)
	Fenbendazole (Panacur 10%) 7,5mg/kg PO pendant 1 jour (<2 mois)	Daim	Strongles digestifs (+) ; <i>Trichuris sp.</i> (P) ; <i>Paramphistomum sp.</i> (P) ; <i>Capillaria sp.</i> (+) ; Coccidies (+) ; <i>Strongyloides sp.</i> (P)
	Fenbendazole (Panacur 10%) 7,5mg/kg PO pendant 1 jour (<2 mois)	Mouflon corse	Coccidies (++++); Strongles digestifs (+) ; <i>Paramphistomum sp.</i> (+) ; <i>Strongyloides sp.</i> (+)
	Moxidectine (Cydectine) 0,2mg/kg SC (2 mois)	Hydropote de Chine	-
	Moxidectine (Cydectine) 0,2mg/kg SC (<2 mois)	Renne	Strongles digestifs (+ à +++) ; <i>Trichuris sp.</i> (P) ; <i>Nematodirus sp.</i> (P)
	Ivermectine (<3 semaines)	Elan d'Europe	Strongles digestifs (P)
Parc n°14	Absence de traitement (>1 an)	Dromadaire	<i>Trichuris sp.</i> (++) ; Coccidies (P à ++); <i>Capillaria sp.</i> (P) ; présence d'œufs de strongles digestifs (P) ; <i>Nematodirus sp.</i> (P)
	Absence de traitement (>1 an)	Âne de Somalie	Strongles digestifs (++) ; <i>Parascaris sp.</i> (++) ; <i>Trichuris sp.</i> (P)
	Absence de traitement (>1 an)	Girafe	Strongles digestifs (P) ; <i>Nematodirus sp.</i> (P) ; <i>Trichuris sp.</i> (P à ++)
	Absence de traitement (>1 an)	Kiang	<i>Eimeria sp.</i> (P) ; Strongles digestifs (P) ; <i>Strongyloides sp.</i> (P)
	Absence de traitement (>1 an)	Onagre de Perse	Strongles digestifs (P)
	Absence de traitement (>1 an)	Zèbre de Grant	Strongles digestifs (++) ; <i>Parascaris sp.</i> (+)
	Absence de traitement (>1 an)	Zèbre de Grévy	Strongles digestifs (P à +++) ; <i>Parascaris sp.</i> (+ à +++)
	Absence de traitement (>1 an)	Zèbre de Hartmann	Strongles digestifs (P à +++)
	Fenbendazole 7,5 mg/kg PO SID 3j (1 mois)	Rhinocéros blanc	-
	Sulfadiméthoxine (Sunix) : 140g PO pendant 1j pour 6 individus	Dromadaire	Coccidies (++)

Parc n°15	Absence de traitement (>1 an)	Tapir terrestre	-
	Absence de traitement (>1 an)	Girafe	<i>Trichuris sp.</i> (P)
	Absence de traitement (>1 an)	Alpaga	<i>Dicrocoelium sp.</i> (P) ; <i>Capillaria sp.</i> (P) ; <i>Strongyloides sp.</i> (++)
	Absence de traitement (>1 an)	Guanaco	<i>Trichuris sp.</i> (P) ; <i>Strongyloides sp.</i> (P)
	Absence de traitement (>1 an)	Pudu	Coccidies (P) ; <i>Strongyloides sp.</i> (P)
	Absence de traitement (>1 an)	Rhinocéros blanc	-

Annexe 12. Fiche de prélèvement envoyée aux parcs animaliers



Fiche de prélèvement

Parc animalier :

Nom du vétérinaire :

Rappel: En cas de ramassage au sol, il est important de ne pas collecter les fèces directement au contact de la terre et de prélever uniquement la partie centrale de la matière fécale, afin de limiter au maximum les contaminations extérieures.

	Espèce	Date de prélèvement	Groupe Individu	Sol/Intra-rectal	Dernier traitement API (molécule, date, posologie)

Merci de votre participation : tout prélèvement envoyé sera soumis à une coprologie quantitative et qualitative. Les informations fournies dans ce document ne seront utilisées que dans le cadre de cette étude et ne seront pas communiquées à des tiers.



VetAgro Sup

Résultats d'analyses coproscopiques

Parc animalier :

Vétérinaire :

➤ **Analyses qualitatives et semi-quantitatives :**

- 1-10 œufs : présence
- 10-100 œufs : +
- 100-200 œufs : ++
- 200-300 : +++
- >300 : ++++

Résultats par espèce :

❖ **Résultats négatifs :** (absence d'œuf ou de larve de parasite)

➤ **Nom de l'espèce (prélèvement groupé) / Nom de l'espèce et de l'animal (prélèvement individuel)**

❖ **Résultats positifs :**

➤ **Nom de l'espèce (prélèvement groupé) / Nom de l'espèce et de l'animal (prélèvement individuel) :**

- 1^{er} type d'élément parasitaire observé : importance de l'infestation
- 2^{ème} type d'élément parasitaire observé : importance de l'infestation
- ...

Merci encore pour votre participation. Je reste à votre disposition, si vous avez la moindre question, n'hésitez pas à me contacter.

Alex Lathuillière

LATHUILLIERE Alex

REALISATION D'UN ATLAS COPROSCOPIQUE SUR DES HERBIVORES DE PARCS ANIMALIERS EN FRANCE

Thèse d'Etat de Doctorat Vétérinaire : Lyon, le 7 décembre 2018

RESUME :

La gestion du parasitisme constitue un aspect essentiel de la médecine préventive exercée dans les parcs animaliers. Le parasitisme est l'une des principales causes de morbidité, voire de mortalité, dans les parcs zoologiques. Au sein de cette étude, l'importance du parasitisme et les contraintes liées à sa gestion sont présentées. Les connaissances concernant les parasites digestifs et respiratoires des herbivores sauvages sont synthétisées et des listes de parasites observables par coproscopie sont réalisées selon les familles d'herbivores étudiées. De plus, grâce à un travail expérimental effectué en partenariat avec seize parcs zoologiques en France, un atlas de coproscopie sur les herbivores de parcs animaliers est élaboré, afin de fournir aux vétérinaires de zoos un outil pratique permettant le diagnostic des parasitoses digestives et respiratoires des principales familles d'herbivores. Des techniques de coproscopie réalisables sur le terrain et des observations sur la gestion du parasitisme et les traitements mis en œuvre sont également présentées. Au terme de cette étude, il apparaît que les parasites monoxènes sont plus souvent rencontrés chez les herbivores de parcs animaliers que les parasites hétéroxènes. Par ailleurs, on constate que la gestion du parasitisme varie en fonction des différentes familles d'herbivores.

MOTS CLES :

- Parasites
- Parcs zoologiques
- Coproscopie
- Herbivores

JURY :

Président : Madame la Professeure Martine WALLON
1er Assesseur : Monsieur le Docteur Lionel ZENNER
2ème Assesseur : Madame la Docteure Marie-Pierre CALLAIT-CARDINAL

DATE DE SOUTENANCE : 7 décembre 2018