



Open Archive Toulouse Archive Ouverte (OATAO)

OATAO is an open access repository that collects the work of Toulouse researchers and makes it freely available over the web where possible

This is an author's version published in: <http://oatao.univ-toulouse.fr/> 25310

To cite this version:

Perrin, Rémi . *Atlas coproscopique des carnivores de parcs zoologiques français*. Thèse d'exercice, Médecine vétérinaire, Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse – ENVT, 2017, 104 p.

Any correspondence concerning this service should be sent to the repository administrator: tech-oatao@listes-diff.inp-toulouse.fr

ATLAS COPROSCOPIQUE DES CARNIVORES DE PARCS ZOOLOGIQUES FRANÇAIS

THESE
pour obtenir le grade de
DOCTEUR VÉTÉRAIRE

DIPLOME D'ÉTAT

*présentée et soutenue publiquement
devant l'Université Paul-Sabatier de Toulouse*

par

PERRIN Rémi

Né, le 10/04/1992 à DOLE (39)

Directeur de thèse : **M. Philippe JACQUIET**

JURY

PRESIDENT :
M. Gérard CAMPISTRON

Professeur à l'Université Paul-Sabatier de TOULOUSE

ASSESEURS :
M. Philippe JACQUIET
M. Guillaume LE LOCH

Professeur à l'École Nationale Vétérinaire de TOULOUSE
Maître de Conférences à l'École Nationale Vétérinaire de TOULOUSE

MEMBRE INVITE :
Mme Sylvie CLAVEL

Docteur Vétérinaire du parc zoologique de Plaisance-du-Touch (31)

Répartition des Enseignants-Chercheurs par Département.

Mise à jour : 03/11/2017

DIRECTRICE : ISABELLE CHMITELIN

ELEVAGE ET PRODUITS/SANTÉ PUBLIQUE VÉTÉRINAIRE	SCIENCES BIOLOGIQUES ET FONCTIONNELLES	SCIENCES CLINIQUES DES ANIMAUX DE COMPAGNIE, DE SPORT ET DE LOISIRS
<p>Responsable : M. SANS</p> <p><u>ALIMENTATION ANIMALE :</u> M. ENJALBERT Francis, PR Mme PRIYMENKO Nathalie, MC Mme MEYNADIER Annabelle, MC</p> <p><u>ÉPIDÉMIOLOGIE :</u> Mathilde PAUL, MC</p> <p><u>PARASITOLOGIE-ZOOLOGIE :</u> M. FRANC Michel, PR M. JACQUIET Philippe, PR M. LIENARD Emmanuel, MC Mme BOUHSIRA Emilie, MC</p> <p><u>HYGIÈNE ET INDUSTRIE DES ALIMENTS :</u> M. BRUGÈRE Hubert, PR M. BAILLY Jean-Denis, PR Mme BIBBAL Delphine, MC Mme COSTES Laura, AERC Mme DAVID Laure, MCC</p> <p><u>PATHOLOGIE DE LA REPRODUCTION :</u> M. BERTHELOT Xavier, PR M. BERGONIER Dominique, MC Mme CHASTANT-MAILLARD Sylvie, PR Mme HAGEN-PICARD Nicole, PR M. NOUVEL Laurent-Xavier, MC Mme MILA Hanna, MC</p> <p><u>PATHOLOGIE DES RUMINANTS :</u> M. SCHELCHER François, PR M. FOUCRAS Gilles, PR M. CORBIÈRE Fabien, MC M. MAILLARD Renaud, PR M. MEYER Gilles, PR</p> <p><u>PRODUCTION ET PATHOLOGIE AVIAIRE ET PORCINE :</u> Mme WARET-SZKUTA Agnès, MC M. JOUGLAR Jean-Yves, MC M. GUERIN Jean-Luc, PR M. LE LOC'H Guillaume, MC</p> <p><u>PRODUCTIONS ANIMALES AMÉLIORATION GÉNÉTIQUE ÉCONOMIE :</u> M. DUCOS Alain, PR M. SANS Pierre, PR M. RABOISSON Didier, MC</p>	<p>Responsable : Mme GAYRARD</p> <p><u>ANATOMIE :</u> M. MOGICATO Giovanni, MC M. LIGNEREUX Yves, PR Mme DEVIERS Alexandra, MC</p> <p><u>ANATOMIE PATHOLOGIQUE - HISTOLOGIE :</u> M. DELVERDIER Maxence, PR Mme LETRON-RAYMOND Isabelle, PR Mme BOURGES-ABELLA Nathalie, PR Mme LACROUX Caroline, PR M. GAIDE Nicolas, AERC</p> <p><u>BIOLOGIE MOLECULAIRE :</u> Mme BOUCLAINVILLE-CAMUS Christelle, MC</p> <p><u>MICROBIOLOGIE - IMMUNOLOGIE - MALADIES INFECTIEUSES :</u> M. MILON Alain, PR M. BERTAGNOLI Stéphane, PR M. VOLMER Romain, MC Mme BOULLIER Séverine, MC Mme DANIELS Héliène, MC</p> <p><u>BIostatISTIQUES :</u> M. CONCORDET Didier, PR M. LYAZRHI Faouzi, MC</p> <p><u>PHARMACIE-TOXICOLOGIE :</u> M. PETIT Claude, PR Mme CLAUW Martine, PR M. GUERRE Philippe, PR M. JAEG Philippe, MC</p> <p><u>PHYSIOLOGIE - PHARMACOLOGIE THÉRAPEUTIQUE :</u> M. BOUSQUET-MELOU Alain, PR Mme GAYRARD-TROY Véronique, PR Mme FERRAN Aude, MC M. LEFEBVRE Hervé, PR</p> <p><u>BIOCHIMIE :</u> Mme BENNIS-BRET Lydie, MC</p> <p><u>ANGLAIS :</u> M. SEVERAC Benoît, PLPA Mme MICHAUD Françoise, PCEA</p>	<p>Responsable : Mme CADIERGUES</p> <p><u>ANESTHÉSIOLOGIE</u> M. VERWAERDE Patrick, MC</p> <p><u>CHIRURGIE :</u> M. AUTEFAGE André, PR M. ASIMUS Erik, MC M. MATHON Didier, MC Mme MEYNAUD-COLLARD Patricia, MC Mme PALIERNE Sophie, MC</p> <p><u>MÉDECINE INTERNE :</u> Mme DIQUELOU Armelle, MC M. DOSSIN Olivier, MC Mme LAVOUE Rachel, MC Mme GAILLARD-THOMAS Elodie, MCC</p> <p><u>OPHTALMOLOGIE :</u> M. DOUET Jean-Yves, MC</p> <p><u>DERMATOLOGIE :</u> Mme CADIERGUES Marie-Christine, PR</p> <p><u>IMAGERIE MÉDICALE</u> M. CONCHOU Fabrice, MC</p> <p><u>BIOLOGIE MOLECULAIRE :</u> Mme TRUMEL Catherine, PR</p> <p><u>PATHOLOGIE DES ÉQUIDÉS :</u> M. CUEVAS RAMOS Gabriel, MC Mme LALLEMAND Elodie, AERC</p>

REMERCIEMENTS

A notre président de thèse,

A Monsieur le Professeur Gérard CAMPISTRON,
Professeur à la Faculté de Médecine de Toulouse,
Qui nous a fait l'honneur de présider notre jury de thèse.
Sincères remerciements.

A notre jury de thèse,

A Monsieur le Professeur Philippe JACQUIET,
Professeur à l'Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse,
Parasitologie et Maladies parasitaires
Qui a accepté de m'encadrer dans la réalisation de cette thèse.
Sincères remerciements.

A Monsieur le Docteur Guillaume LE LOC'H
Maître de conférences à l'Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse,
Médecine zoologique et santé de la faune sauvage
Qui nous a fait l'honneur de participer à ce jury de thèse.
Sincères remerciements.

A Madame le Docteur Sylvie CLAVEL,
Docteur vétérinaire du parc zoologique de Plaisance-du-Touch (31),
Qui a accepté notre invitation à ce jury de thèse.
Pour m'avoir aidé durant ce travail, pour sa disponibilité et sa bonne humeur, merci de
m'avoir montré les différents aspects de vétérinaire de parc zoologique.
Sincères remerciements.

<u>TABLE DES MATIERES</u>	6
--	----------

<u>TABLE DES ILLUSTRATIONS</u>	10
---	-----------

TABLE DES MATIERES

INTRODUCTION	13
---------------------------	-----------

1^{ère} PARTIE : PRESENTATION DU PROJET « ATLAS COPROSCOPIQUE DES CARNIVORES DE PARCS ZOOLOGIQUES FRANCAIS »	14
---	-----------

I/ INTERET D'UN TEL PROJET	15
---	-----------

A) Le parasitisme, un facteur clé à maîtriser en parc zoologique	15
---	-----------

B) Encourager la réalisation de coproscopies par les vétérinaires	16
--	-----------

C) Identifier facilement et rapidement les éléments parasitaires	16
---	-----------

D) Traiter de manière plus spécifique et donc plus efficace	18
--	-----------

II/ PRESENTATION DE PARASITES OBSERVABLES CHEZ LES CARNIVORES DE PARCS ZOOLOGIQUES FRANÇAIS	21
--	-----------

A) Quelques études réalisées en France	21
---	-----------

B) Helminthes	23
----------------------------	-----------

1) Nématodes	23
---------------------------	-----------

2) Cestodes	33
--------------------------	-----------

3) Trématodes	38
----------------------------	-----------

C) Protozoaires	39
------------------------------	-----------

1) Coccidioses	39
-----------------------------	-----------

2) Giardiose	44
---------------------------	-----------

III/ REALISATION D'UN QUESTIONNAIRE ADRESSE AUX PARCS ZOOLOGIQUES FRANCAIS.....	45
A) Le questionnaire en lui-même.....	45
B) Envoi du questionnaire aux parcs zoologiques français.....	47
C) Résultats du questionnaire.....	47
D) Epidémiologie des différents parcs zoologiques ayant envoyé des prélèvements.....	49
IV/ RECEPTION DES PRELEVEMENTS.....	50
A) Un prélèvement pas toujours facile à collecter.....	50
B) Comptage parasitaire : Méthode de MacMaster.....	51
1) Intérêt de la méthode de MacMaster.....	51
2) Matériel nécessaire.....	51
3) Protocole de préparation.....	53
4) Conversion des résultats en œufs par gramme.....	54
C) Prise de clichés photographiques : Méthode par flottation totale.....	54
1) Matériel nécessaire.....	54
2) Protocole de préparation.....	55
3) Prise de clichés photographiques.....	55
2^{ème} PARTIE : REALISATION DE L'« ATLAS COPROSCOPIQUE DES CARNIVORES DE PARCS ZOOLOGIQUES FRANCAIS »	57
I/ L'ATLAS, UNE AIDE POUR LES VETERINAIRES DE PARCS ZOOLOGIQUES FRANCAIS.....	58
A) Eléments de diagnose pour la reconnaissance des différents œufs.....	58
B) Quelques conseils pour l'observation des œufs de parasite.....	60
1) Savoir apprécier l'aspect général.....	60

2) Savoir apprécier la taille.....	62
3) Savoir apprécier la couleur.....	64
II/ RESULTATS DES COPROSCOPIES DES PARCS ZOOLOGIQUES FRANCAIS.....	64
A) Bilan parasitaire par parcs zoologiques français.....	64
1) Aspect qualitatif des coproscopies.....	64
2) Aspect quantitatif des coproscopies.....	65
B) Interprétation des résultats par espèces de Carnivores.....	65
1) Chez les Félidés.....	66
2) Chez les Canidés.....	66
3) Chez les Ursidés.....	66
4) Chez les Mustélidés.....	67
5) Chez les Hyénidés.....	67
6) Chez les autres familles : Ailuridés, Herpestidés, Procyonidés, Viverridés.....	67
III/ LIMITES ET DISCUSSIONS DES RESULTATS DE CET ATLAS COPROSCOPIQUE	68
A) Une vermifugation régulière des Carnivores en parc zoologique français.....	68
B) Une excrétion parasitaire dépendante du climat et du stade physiologique.....	68
C) Une qualité des prélèvements altérée par le transport.....	69
D) Une méthode d'analyse simple, facilement répétable mais pas toujours adaptée.....	69
1) La méthode de MacMaster moins sensible que la méthode de sédimentation.....	69
2) Un soluté pratique, bon marché, mais pas optimal selon l'espèce parasitaire recherchée.....	70
E) Des résultats entre zoos non comparables.....	71

CONCLUSION.....	72
Lexique.....	73
BIBLIOGRAPHIE.....	75
ANNEXES.....	80
1 : Tableau 6 : Résultats des prélèvements par zoo avec la méthode de MacMaster.....	80
2 : Tableau 7 : Résultats des coproscopies par famille de carnivores.....	86
3 : Atlas coproscopique des carnivores de parcs zoologiques.....	89
4 : Tableau 8 : Différents traitements antiparasitaires disponibles chez le chat en France avec AMM.....	93
5 : Tableau 9 : Différents traitements antiparasitaires disponibles chez le chien en France avec AMM.....	95
6 : Tableau 10 : Parasites observés dans la littérature chez les Carnivores.....	97
7 : Tableau 11 : Classification des différentes espèces de carnivores dans le règne animal.....	100
RESUME.....	104

TABLE DES ILLUSTRATIONS

TABLE DES FIGURES

<i>Figure 1 : Exemple d'artéfacts rencontrés lors de coproscopies de Carnivores.....</i>	<i>16</i>
<i>Figure 2 : Exemple d'un poil de lion observé lors d'une coproscopie (Gr x 10).....</i>	<i>17</i>
<i>Figure 3 : Œufs d'ascarides observés après flottation totale au NaCl (Gr x 40).....</i>	<i>23</i>
<i>Figure 4 : Œuf d'ankylostome observé après flottation totale au NaCl (Gr x 40).....</i>	<i>25</i>
<i>Figure 5 : Œuf de trichure observé après flottation totale au NaCl (Gr x 40).....</i>	<i>26</i>
<i>Figure 6 : Œuf de capillaire observé après flottation totale au NaCl (Gr x 40).....</i>	<i>27</i>
<i>Figure 7 : Œuf de spirure observé après flottation totale au NaCl (Gr x 40).....</i>	<i>28</i>
<i>Figure 8 : En haut : Larve L1 de S.Stercoralis. (Laboratoire ENVT).....</i> <i>En bas : Zoom sur la queue.</i>	<i>29</i>
<i>Figure 9 : Larve L1 d'A.vasorum (Laboratoire ENVT).....</i>	<i>30</i>
<i>Figure 10 : En haut : Larve L1 d'A.abstrusus (Laboratoire ENVT).....</i> <i>En bas : Zoom sur la queue en S avec l'entaille caractéristique.</i>	<i>31</i>
<i>Figure 11 : Œuf de taeniidé observé après flottation totale (d'après le site du CDC).....</i>	<i>33</i>
<i>Figure 12 : Capsule ovifère de Dipylidium caninum ; $\phi = 260 \mu\text{m}$</i> <i>(Laboratoire ENVT).....</i>	<i>35</i>
<i>Figure 13 : Œuf de D.latum observé après flottation totale (d'après le site du CDC).....</i>	<i>36</i>
<i>Figure 14 : Œuf de trématode observé après flottation totale (d'après le site du CDC).....</i>	<i>38</i>
<i>Figure 15 : Ookyste de coccidie non sporulé.....</i>	<i>42</i>
<i>Figure 16 : Ookyste de coccidie ayant sporulé avec 2 sporocystes.....</i>	<i>42</i>
<i>Figure 17 : Ookyste de cryptosporidium spp. après coloration de Ziehl-Nielsen.....</i>	<i>42</i>
<i>Figure 18 : Kyste de G.duodenalis observé après flottation totale avec iode (Gr x 40)</i> <i>(d'après le site du CDC).....</i>	<i>44</i>

<i>Figure 19 : Questionnaire envoyé aux membres de l'AFVPZ pour la réalisation de l'atlas coproscopique des Carnivores.....</i>	<i>45</i>
<i>Figure 20 : Pourcentage de la présence des familles de Carnivores dans les parcs zoologiques en fonction du nombre total de réponse.....</i>	<i>47</i>
<i>Figure 21 : Zones géographiques où se situent les différents parcs zoologiques ayant envoyé des prélèvements.....</i>	<i>49</i>
<i>Figure 22 : Consignes apportées aux vétérinaires pour la réalisation des prélèvements coproscopiques.....</i>	<i>50</i>
<i>Figure 23 : Schématisation d'une lame de McMaster.....</i>	<i>52</i>
<i>Figure 24 : Photographie d'une lame de MacMaster.....</i>	<i>52</i>
<i>Figure 25 : Principal matériel nécessaire à la réalisation des coproscopies (Cliché personnel).....</i>	<i>53</i>
<i>Figure 26 : Œufs de Toxocara leonina chez un guépard de la Réserve Africaine de Sigean, observé au microscope sur une lame de MacMaster (Gr x 4). Cliché personnel.....</i>	<i>54</i>
<i>Figure 27 : Photographie d'un œuf de strongle chez un ours blanc du zoo de la Palmyre avec une bonne mise au point. (Gr x 40). Cliché personnel.....</i>	<i>56</i>
<i>Figure 28 : Photographie de la même zone mais avec une mise au point différente. L'œuf de strongle a disparu. (Gr x 40). Cliché personnel.....</i>	<i>56</i>
<i>Figure 29 : Schéma légendé de différents œufs de parasite.....</i>	<i>58</i>
<i>Figure 30 : Clé de diagnose pour l'identification des œufs de parasite pour les Carnivores.....</i>	<i>59</i>
<i>Figure 31 : Différenciation de deux éléments observés à la coproscopie : un artéfact à gauche et un ookyste de coccidie à droite.....</i>	<i>60</i>
<i>Figure 32 : Œufs de Toxascaris leonina chez un lion (Zoo de Plaisance du Touch, Gr x 40). Cliché personnel.....</i>	<i>61</i>
<i>Figure 33 : Œufs de Toxascaris leonina en cours d'embryonnement chez un lion (Zoo de Plaisance du Touch, Gr x 10). Cliché personnel.....</i>	<i>61</i>
<i>Figure 34 : Œuf de Toxocara canis en cours d'embryonnement chez un fennec (Zoo de la Palmyre, GR x 40). Cliché personnel.....</i>	<i>61</i>
<i>Figure 35 : Œuf larvé de Toxascaris leonina chez un guépard (Zoo de la Palmyre, Gr x 40). Cliché personnel.....</i>	<i>62</i>

<i>Figure 36 : Œuf larvé d'Ankylostoma spp chez un petit panda (Zoo d'Asson, Gr x 40). Cliché personnel.....</i>	<i>62</i>
<i>Figure 37 : Différenciation de deux éléments observés à la coproscopie : un artéfact à gauche et un œuf de Toxocara cati à droite.....</i>	<i>63</i>
<i>Figure 38 : Ookystes d'Isospora et œuf de Toxocara canis chez un fennec à la même échelle (Zoo de la Palmyre, Gr x 40). Cliché personnel.....</i>	<i>63</i>
<i>Figure 39 : Différenciation de deux éléments observés à la coproscopie : un artéfact à gauche et un œuf de Toxocara cati à droite.....</i>	<i>64</i>
<i>Figure 40 : Echelle de densité des différents œufs de parasite principalement observé en parc zoologique.....</i>	<i>70</i>

TABLE DES TABLEAUX

<i>Tableau 1 : Etudes sur la prévalence du parasitisme des Carnivores en parcs zoologiques à travers le monde.</i>	<i>15</i>
<i>Tableau 2 : Quelques traitements antiparasitaires réalisables sur les Carnivores en parc zoologique. (D'après ESCCAP France).....</i>	<i>19</i>
<i>Tableau 3 : Morphologie des différents œufs de coccidiose chez les Carnivores</i>	<i>42</i>
<i>Tableau 4 : Différentes réponses des vétérinaires des parcs zoologiques pour la réalisation de l'atlas coproscopique.....</i>	<i>48</i>
<i>Tableau 5 : Prévalence du parasitisme du parc zoologique de Samson en Turquie (Gurler et al. 2010).....</i>	<i>69</i>
<i>Tableau 6 : Résultats des prélèvements par zoo avec la méthode de MacMaster.....</i>	<i>80</i>
<i>Tableau 7 : Résultats des coproscopies par famille de Carnivores.....</i>	<i>86</i>
<i>Tableau 8 : Différents traitements antiparasitaires disponibles chez le chat en France avec AMM.....</i>	<i>93</i>
<i>Tableau 9 : Différents traitements antiparasitaires disponibles chez le chien en France avec AMM.....</i>	<i>95</i>
<i>Tableau 10 : Parasites observés dans la littérature chez les Carnivores.....</i>	<i>97</i>
<i>Tableau 11 : Classification des différentes espèces de Carnivores dans le règne animal....</i>	<i>100</i>

Introduction

En parc zoologique, l'état général des animaux est le premier témoin de leur bonne santé et le critère principal qui reflète l'image de la structure qui les accueille. Un animal parasité de façon chronique va potentiellement être un animal maigre, faible, prostré, au poil piqué. Il est donc primordial que de telles infestations parasitaires soient diagnostiquées le plus précocement possible, pour être traitées efficacement. Un tel diagnostic repose en partie sur une méthode facile à réaliser, rapide et peu coûteuse : l'examen coprologique ou coproscopie.

La coproscopie est un examen au microscope des fèces qui vise à rechercher dans celles-ci des éléments pathogènes, le plus souvent des parasites à différents stades de développement : œuf, larve, voire adulte. Elle est couramment utilisée par les vétérinaires pour mettre en évidence une infestation parasitaire associée à des troubles cliniques peu spécifiques comme une diarrhée ou une perte de poids inexplicée et permet d'identifier le parasite impliqué afin de pouvoir proposer un traitement adapté.

C'est pour faciliter la réalisation de ces coproscopies et leur interprétation que nous avons choisi d'établir un atlas visant à recenser une grande partie des parasites possiblement observables dans les parcs zoologiques français pour un ordre donné, celui des Carnivores. Cet atlas va ainsi permettre d'apporter des outils de diagnose afin d'aider les vétérinaires à différencier les espèces de parasites plus facilement et leur permettra d'administrer de façon préventive ou thérapeutique un traitement efficace puisque vraiment adapté au parasite concerné.

1^{ère} PARTIE : PRESENTATION DU PROJET
« ATLAS COPROSCOPIQUE DES CARNIVORES
DE PARCS ZOOLOGIQUES FRANCAIS »

I/ INTERET D'UN TEL PROJET.

A) Le parasitisme, un facteur clé à maîtriser en parc zoologique.

Il existe dans la bibliographie de nombreuses études concernant la prévalence du parasitisme des Carnivores dans les parcs zoologiques à travers le monde (Tableau 1).

Tableau 1 : Etudes sur la prévalence du parasitisme des Carnivores en parcs zoologiques à travers le monde.

Etude	Pays	Nombre de prélèvements	Prévalence du parasitisme
(Raja et al, 2014)	Bangladesh	70 Carnivores	60 % (42/70)
(Geraghty et al, 1982)	Dublin	10 Carnivores	60 % (6/10)
(Kashid et al, 2003)	Inde (différents zoos)	66 Carnivores	30 % (20/66)
(Varadharajan et Kandasamy, 2000)	Inde	16 Carnivores	75 % (12/16)
(Fagiolini et al, 2010)	Italie (2 zoos)	30 Carnivores	43 % (13/30)
(Lim et al, 2008)	Malaisie	28 félins	89 % (25/28)
(Adeniyi et al, 2015)	Nigeria (3 zoos)	35 Carnivores	49 % (17/35)
(Szafrńska et al, 2010)	Pologne (4 zoos)	31 loups	81 % (25/31)
(Gurler et al, 2010)	Turquie	21 Carnivores	14 % (3/21)
(Dărăbuș et al, 2014)	Roumanie (7 zoos)	44 Carnivores	54 % (24/44)
	Moyenne		56 %

Ces 10 études, réalisées dans différents pays du monde, montrent que le parasitisme est très largement réparti en parc zoologique. Chez les Carnivores adultes, il peut être asymptomatique mais, lors d'infestation massive, il peut également être à l'origine d'une altération de l'état général des animaux associée à des signes cliniques comme de la diarrhée, de l'abattement, voire de la mortalité chez les jeunes. C'est le cas par exemple des nématodes (*Ankylostoma spp*, *Toxocara spp*), les parasites les plus représentés en parc zoologique, considérés comme problématiques par Fowler, Murray et Miller (2003) chez les jeunes Carnivores.

B) Encourager la réalisation de coproscopies par les vétérinaires.

La coproscopie est la méthode de référence réalisable du vivant de l'animal afin de déterminer son statut parasitaire (Euzéby, 1981). Il est possible de demander à des laboratoires spécialisés de réaliser ces analyses, mais cela représente un certain coût (de l'ordre d'une dizaine d'euros par prélèvement) et un délai supplémentaire avant la prise en charge. Les parcs zoologiques peuvent posséder un nombre important d'espèces de Carnivores et le coût de toutes ces analyses peut devenir non négligeable.

Or, la coproscopie demande peu de matériel et peut être réalisée par les vétérinaires de parcs zoologiques qui sont directement sur place (Fourcade, 2012). Etant donné que la plus grande difficulté rencontrée lors de la réalisation de ces coproscopies est l'interprétation des observations au microscope, il est nécessaire d'avoir de bonnes bases théoriques pour identifier les espèces parasites et différencier les éléments parasitaires des artéfacts. C'est pourquoi des atlas coproscopiques sont très utiles pour aider les praticiens dans l'identification de ces espèces.

Ainsi, le projet de ce travail de thèse est de contribuer à faire des vétérinaires de parc zoologique des praticiens aptes à réaliser et à interpréter les coproscopies de leurs animaux, sans dépendre des résultats d'un laboratoire, et d'obtenir un résultat immédiat pour établir un plan thérapeutique le plus rapidement possible.

C) Identifier facilement et rapidement les éléments parasitaires.

Comme énoncé précédemment, la plus grande difficulté rencontrée lors de coproscopies est l'identification des parasites au microscope.

Plusieurs éléments figurés semblables aux éléments parasitaires sont fréquemment rencontrés lors de ces coproscopies ; on les appelle artéfacts. Ces artéfacts peuvent être de plusieurs natures. Les principaux éléments qui peuvent induire en erreur l'observateur sont les grains de pollen ou les résidus alimentaires, mais il en existe beaucoup d'autres relativement fréquents que nous avons pu mettre en évidence lors des coproscopies et qu'il ne faut pas confondre avec des éléments parasitaires.

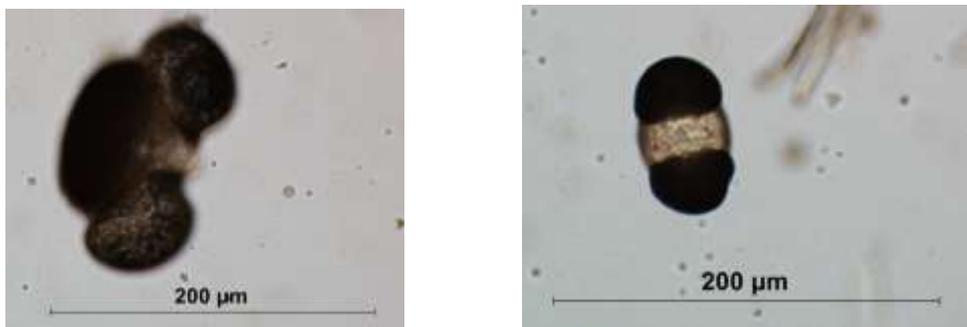


Figure 1 : Exemple d'artéfacts rencontrés lors de coproscopies de Carnivores.

L'artéfact présenté ci-dessus (figure 1) est fréquemment rencontré lors de coproscopies. Ce n'est pas un œuf et il est surnommé vulgairement « oreille de Mickey » à cause de son apparence caractéristique. En **annexe** se trouvent d'autres photos d'artéfacts qui ont pu être observés dans cette étude et qui peuvent être confondus avec des œufs de parasite, d'où leur intérêt.

Il est donc possible d'observer des artéfacts ressemblant à des œufs. Mais il existe également des artéfacts ressemblant à d'autres éléments parasitaires comme les larves. C'est le cas avec la photo ci-dessous (figure 2) où l'on peut observer un poil de lion (d'après Rabot 2014), beaucoup plus long qu'une larve de Nématode et qui ne possède pas de réelle structure interne. (cf photo de larve en annexe)



Figure 2 : Exemple d'un poil de lion observé lors d'une coproscopie (Gr x 10).

Une partie sera consacrée par la suite à apporter quelques critères permettant de distinguer rapidement les artéfacts des éléments parasitaires.

D) Traiter de manière plus spécifique et donc plus efficace.

Certaines molécules sont très efficaces mais ne visent qu'un nombre restreint de parasites. Les vétérinaires ont tendance à traiter avec des molécules ayant le spectre le plus large possible, pour toucher de façon probabiliste le plus de parasites en une administration unique mais de ce fait à des posologies qui ne sont pas toujours optimales.

Cependant, à long terme, de telles pratiques peuvent entraîner l'apparition de résistances. Cette étude n'a pas pour objet de sensibiliser les vétérinaires aux résistances aux antiparasitaires, mais un bon diagnostic lors de l'observation des parasites au microscope permettrait une prise en charge mieux adaptée. Les principales molécules d'antiparasitaires utilisables en médecine vétérinaire chez les Carnivores ont été répertoriées dans le tableau suivant (Tableau 2) de manière non exhaustive.

Etant donné le peu de recul à ce jour dans la bibliographie sur l'utilisation de ces traitements sur les espèces sauvages, nous nous sommes basés sur les modèles des Carnivores domestiques plus largement étudiés, à savoir le chien, le chat et le furet. (Powalla, 2008)

Tableau 2 : Quelques traitements antiparasitaires réalisables sur les Carnivores en parc zoologique. (D'après ESCCAP France, Annexe 4)

		Parasites	Molécule efficace	Nom déposé	Posologie	Remarques
H E L M I N T H E S	N E M A T O D E S	<i>Toxocara spp</i> <i>Toxascaris spp</i> <i>Baylisascaris spp</i> <i>Ankylostoma spp</i> <i>Uncinaria spp</i> <i>Trichuris spp</i> <i>Capillaria spp</i> <i>Spirocerca spp</i> <i>Spirura spp</i>	Fenbendazole	Panacur®	50 mg/kg PO, pendant 5 jours	AMM chien uniquement
			Flubendazole	Flubenol®	22 mg/kg/j PO, pendant 3 jours	-
			Fébentel	Drontal®	15 mg/kg PO, en une seule fois	A renouveler 1 fois par mois pendant 3 mois pour éliminer les trichures
			Mébendazole	Telmin®	50 mg/kg PO pendant 5 jours	-
			Milbémycine-oxime	Milbémax®	0,5 mg/kg PO, en une seule fois	-
			Ivermectine	Ivomec®	0,2 mg/kg PO, en une seule fois	Hors AMM
		<i>Strongyloïdes stercoralis</i>	Fenbendazole	Panacur®	50 mg/kg/j PO, pendant 3 jours	Souvent insuffisant
			Ivermectine	Ivomec®	0,2 à 0,5 mg/kg PO, en une seule fois	Hors AMM Le plus efficace
			<i>Angiostrongylus vasorum</i>	Fenbendazole	Panacur®	50 mg/kg/j PO, pendant 21 jours
	Milbémycine-oxime	Milbemax®		0,5-1 mg/kg PO, 1 fois par semaine pendant 4 semaines	-	
	<i>Aelurostrongylus abstrusus</i>	Fenbendazole	Panacur®	50 mg/kg/j PO, pendant 21 jours	AMM chien uniquement	
	C E S T O D E S	<i>Taenia spp</i> <i>Echinococcus spp</i> <i>Dipylidium caninum</i>	Praziquantel	Droncit®	5 mg/kg PO, en une seule fois	Éliminer les œufs dans le pelage par un shampooing
					40 mg/kg PO, en une seule fois	-

		TREMATODES	Praziquantel	Droncit®	75 mg/kg/j PO, pendant 3 jours	Mauvaise efficacité
P R O T O Z O A I R E S	<i>Isospora spp.</i>	Sulfadiméthoxine		Sulfalon®	50mg/kg/j PO, pendant 10 jours	Excrétion d'oocystes persistante
		Diclazuril		Vecoxan®	2,5 à 5 mg/kg PO, en une seule fois	Hors AMM
		Toltrazuril + Emodepside		Procox®	9 mg/kg + 0,5 mg/kg PO, en une seule fois	Activité nématocide
	<i>Toxoplasma gondii</i>	Clindamycine		Zodon®, Clindaseptin®...	12,5 mg/kg PO, 2 fois par jour, pendant 4 semaines	Traitement contre une atteinte clinique
	<i>Neospora caninum</i>				20 mg/kg PO, 2 fois par jour, pendant 4 semaines	
	<i>Hammondia spp</i>	Traitement non nécessaire				
	<i>Sarcocystis spp</i>	Traitement non nécessaire				
	<i>Cryptosporidium spp</i>	Traitement symptomatique uniquement				
	<i>Giardia duodenalis</i>	Fenbendazole		Panacur®	50 mg/kg/j PO, pendant 3 jours	AMM chien uniquement Très bonne efficacité
		Febentel		Drontal®	15 mg/kg/j PO, pendant 3 jours	A adapter selon la clinique
Métronidazole			Stomorgyl®	25 mg/kg PO, deux fois par jour, pendant 5-10 jours	Hors AMM	

II/ PRESENTATION DE PARASITES OBSERVABLES CHEZ LES CARNIVORES DE PARCS ZOOLOGIQUES FRANCAIS.

Pour ce travail, nous avons décidé de ne pas présenter en détail tous les parasites observables chez les Carnivores mais de sélectionner les plus représentés dans nos échantillons et de réaliser un résumé des caractéristiques de chaque espèce parasite que nous avons jugées importantes à connaître pour un parc zoologique.

A) Quelques études réalisées en France

Dans cette partie, par souci de clarté, nous n'utiliserons que les noms vernaculaires concernant les espèces de Carnivores. Vous trouverez les noms latins correspondants en Annexe 7.

Dans une étude réalisée dans le parc de Saint Pierre (Charlot 2006), il a été observé des œufs de *Gnathostoma* sur des loutres et 20% de coproscopies positives à *Isospora spp* chez les suricates.

En ce qui concerne une autre étude sur deux espèces (lions et suricates) dans trois parcs zoologiques de France (Bandin 2004), seuls les suricates (*Suricata suricata*) du zoo de Vincennes ont présenté des coproscopies positives avec en premier lieu *Isospora spp* en assez grande quantité, et également des œufs d'ankylostomes et de capillaires. Chez les lions, les seuls œufs observés régulièrement ont été *Toxocara cati* et *Toxascaris leonina*. Seul un prélèvement a mis en évidence un œuf d'*Isospora*.

Une autre étude plus récente au safari de Peaugres (Garapin 2014) a montré des œufs de *Toxocara cati* chez les guépards, de *T.canis* chez un loup à crinière, de *Toxascaris leonina* chez les lions et les tigres. Ont aussi été observés deux types de capillaires chez les guépards et les suricates. Concernant les protozoaires, des ookystes d'*Isospora* ont été trouvés chez les guépards, les lycas et les lions, et quelques *Giardia* chez des loutres.

La présence du parasite *Toxoplasma gondii* a, lui, été suspectée et confirmée par différentes méthodes comme de l'histologie, des tests ELISA, dans plusieurs zoos (chats manuls à Mulhouse et plusieurs espèces au zoo d'Amnéville (Alerte 2008).

Enfin, concernant les Canidés et plus particulièrement les loups au cours d'une étude sur le parc Alpha dans le Mercantour (Laborde 2008), les parasites retrouvés en coproscopie ont été des strongles digestifs de type *Ankylostoma spp* et *Uncinaria spp*, des *Capillaria spp*, des ookystes d'*Isospora*, et un prélèvement avec *Toxocara canis*.

De ce fait, ces différentes études nous ont orientés dans le choix des principaux parasites que nous allons présenter rapidement en privilégiant les plus fréquents et ceux qui présentent une importance sanitaire en parc zoologique. Nous allons en premier lieu commencer par les Ascarididoses, très fréquentes chez les Carnivores, puis nous aborderons les autres nématodes à cycle direct comme les strongles digestifs, les trichures, les capillaires... Nous présenterons également des cestodes et notamment du genre *Taenia*, important du fait de leur caractère zoonotique. Et enfin, nous allons énoncer brièvement quelques trématodes, non indiqués dans la littérature, et donc mal connus des vétérinaires, mais qui peuvent de manière fortuite être observés lors d'une coproscopie réalisée à l'arrivée d'un nouvel individu. Parmi les Protozoaires importants, nous avons retenu différentes espèces de coccidies et les *Giardia* présentes dans quelques parcs zoologiques français.

Ces rapides présentations sous forme de fiches ont été réalisées à l'aide des ouvrages « Abrégé de Parasitologie clinique des Carnivores Domestiques » (Beugnet, Bourdoiseau, Dang 2006), « Parasites et traitements antiparasitaires des animaux de compagnie » (Almosnile Sueur 2015) et du site internet de l'ESCCAP (ESCCAP France). De ce fait, nous nous sommes appuyés sur les acquis chez le chien et le chat, et par extrapolation, chez les Canidés et Félidés. Bien sûr, nous avons essayé d'introduire dans la mesure du possible les autres familles de Carnivores, même si, à ce jour, peu d'articles s'y intéressent dans la littérature.

B) Helminthes.

1) Nématodes.

i. Ascarididoses.

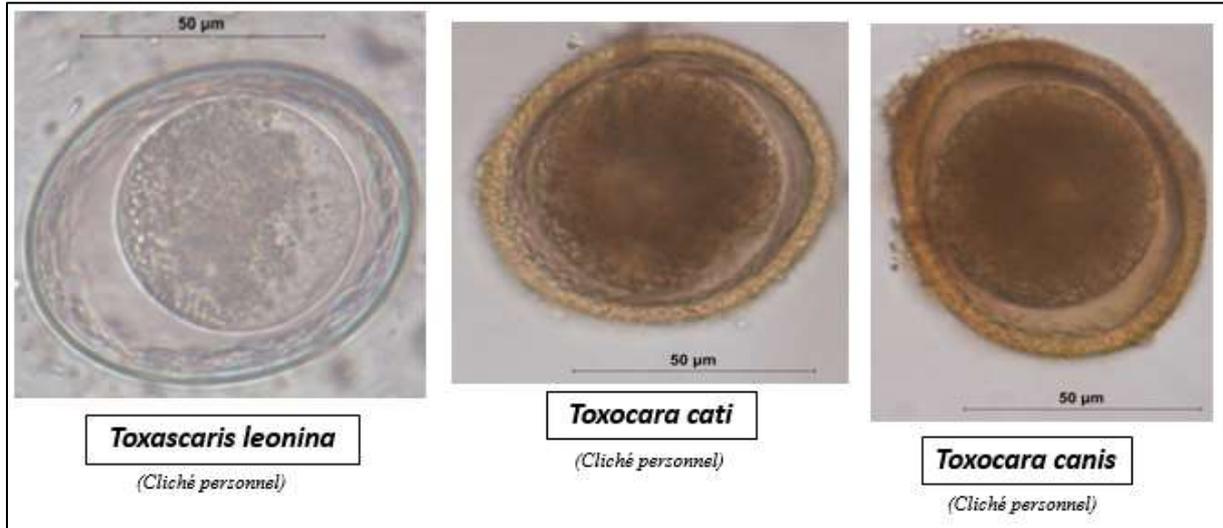


Figure 3 : Œufs d'ascarides observés après flottation totale au NaCl (Gr x 40)

Généralités : Les ascarides sont des vers ronds de l'intestin grêle de nombreux mammifères dont les Carnivores sauvages (Canidés, Félidés, Ursidés...). Les adultes vivent libres dans la lumière intestinale et sont chymivores. Une femelle du genre *Toxocara* pond entre 20 000 à 200 000 œufs par jour (Almosni-le Sueur 2015).

Epidémiologie : Cosmopolite et très fréquent en parc zoologique.

Importance médicale : La toxocarose à *Toxocara* spp est présente essentiellement chez les jeunes de la naissance à un an alors que *T.leonina* se retrouve aussi bien chez les adultes que chez les jeunes. Concernant les symptômes, ils peuvent être très variés du portage asymptomatique à la mort de l'animal infesté, avec des troubles généraux (anorexie, amaigrissement, poil piqué, mauvaise croissance), des troubles respiratoires (toux), des troubles digestifs (diarrhées, vomissements...). La Toxocarose à *Toxascaris leonina* est souvent moins sévère.

Importance zoonotique : OUI pour *Toxocara* spp
NON pour *Toxascaris leonina*

Description de l'œuf : Les œufs sont de grande taille, mesurant 75 à 85 µm de diamètre, sphériques à subsphériques. La coque, brune, est épaisse et la paroi présente des stries concentriques. La différenciation est facile : dans le genre *Toxocara*, la couche externe présente des aspérités et la cellule est de couleur brunâtre alors que pour le genre *Toxascaris*, la couche externe est totalement lisse, la cellule à l'intérieur a plus de liquide et a un aspect de verre dépoli.

Cycle biologique : homoxène. PP* : *Toxocara* : diffère selon le cycle, de 3 à 6 semaines
***Toxascaris leonina* : 8 semaines à 13 semaines**

*PP = Période Pré patente (cf Lexique)

1. Les Carnivores infestés excrètent des œufs dans les fèces. Pour le cas de *Toxocara spp*, il ne peut s'agir que de jeunes jusqu'à l'âge de 6 mois ou de femelles reproductrices alors que pour *T.leonina*, tous les individus, jeunes ou adultes, sont concernés car la larve L3 ne s'enkyste pas.

2. Ces œufs excrétés évoluent et deviennent infestants en 10 à 15 jours dans de bonnes conditions (température entre 15 et 30°C, humidité suffisante, bonne oxygénation)

3. L'infestation se fait alors de plusieurs façons possibles :

- Par ingestion de ces œufs embryonnés dans le milieu extérieur.
- En ingérant un hôte paraténique comme un rongeur, un crapaud ayant des L3 enkystées. (Surtout le cas chez *T.leonina*)

***NB 1 :** Pour *Toxocara spp.* : C'est assez rare, mais la contamination peut se faire via le lait maternel qui contient des L3. En effet, Les larves L3 en diapause dans le tissu mammaire se réactivent dès la fin de gestation et pendant la lactation (*Toxocara cati*).*

***NB 2 :** Uniquement pour *T.canis* ! Il existe une transmission transplacentaire. Les larves L3 sortent d'hypobiose à J42 de gestation et infestent les chiots avant leur naissance.*

Résistance des œufs : Les œufs d'ascarides sont extrêmement résistants dans le milieu extérieur et peuvent rester infestants plusieurs années (Bandin 2004). Les produits de désinfection usuels (acide péraclétique, eau de Javel, ammonium quaternaire, alcool...) sont assez efficaces contre ces œufs.

ii. Ankylostomidoses.

Généralités : L'ankylostomidose est une helminthose due à des Nématodes appartenant à l'ordre des Strongylida et à la famille des Ankylostomatidés. Les espèces du genre *Ankylostoma* se fixent à la muqueuse de l'intestin grêle et sont hémato-phages tandis que celles d'*Uncinaria* sont libres dans la lumière intestinale et sont chymivores. Une femelle du genre *Ankylostoma* pond jusqu'à 16 000 œufs par jour.

Epidémiologie : Cosmopolite et très fréquent en parc zoologique. Les parasites du genre *Ankylostoma* préfèrent les régions chaudes tandis que ceux du genre *Uncinaria* les régions tempérées plus froides.

Importance médicale : Les ankylostomidoses sont des parasitoses relativement importantes car les signes cliniques peuvent être sévères (diarrhée plus ou moins hémorragique, amaigrissement, anémie, toux...), chez le jeune mais aussi chez l'adulte si l'infestation est massive. Une infestation par *Uncinaria spp* est souvent moins pathogène et n'entraîne pas d'anémie.

Importance zoonotique : OUI, particulièrement pour *A.caninum*.

Description de l'œuf : Les œufs sont de type strongle, ovalaires, à coque mince et lisse. Ils contiennent une morula avec 8 à 16 cellules au moment où ils sont émis dans les selles. Le nombre de cellules présentes peut être plus important si l'œuf a commencé à évoluer dans le milieu extérieur. Leur taille est de 35 x 60 µm selon l'espèce. Il est impossible de différencier les œufs d'*Ankylostoma spp* de ceux d'*Uncinaria spp* au microscope. La différenciation peut se faire à l'état adulte. Les larves sont à différencier des larves de *S.stercoralis* de par leur queue beaucoup plus longue (cf annexe 3).

Cycle biologique : homoxène. PP : *Ankylostoma spp* : 15 jours/*U.stenocephala* : 30 jours.

1. Les Carnivores infestés excrètent des œufs dans les fèces.
2. Dans le milieu extérieur, ces œufs excrétés évoluent et libèrent une larve L1 qui après 2 mues successives donnera une larve L3 infestante.
3. L'infestation se fait alors selon deux voies possibles : soit par voie orale (cas le plus fréquent pour *Uncinaria*), soit par voie percutanée (surtout pour *Ankylostoma*)

NB : Pour *Ankylostoma spp*, il est possible que des larves L3 viennent s'enkyster dans divers tissus et organes et se mobilisent lors de la gestation pour infester les chiots via le lait.

Résistances des œufs : Si les conditions le permettent (température clémente, humidité élevée), les larves infestantes peuvent survivre 3 à 4 mois environ dans le milieu extérieur. La désinfection à l'eau de javel 1 % est relativement efficace contre ces œufs.



Figure 4 : Œuf d'ankylostome observé après flottation totale au NaCl (Gr x 40)

iii. Trichurose.

Généralités : La trichurose est une helminthose digestive due à des Nématodes du genre *Trichuris* qui sont spécifiques d'hôtes et sont observés plus fréquemment chez les animaux de plus d'un an. Ils se situent dans le caecum et le colon et sont hématophages. Une femelle du genre *Trichuris* est capable de pondre jusqu'à 2 000 œufs par jour.

Epidémiologie : Cosmopolite et relativement fréquent en parc zoologique.

Importance médicale: La trichurose est souvent asymptomatique. Mais les animaux peuvent présenter des formes plus graves avec de la diarrhée, très souvent associées à d'autres parasites, en particulier les ankylostomes, responsables d'anémies.

Importance zoonotique : NON.

Description de l'œuf : Les œufs de trichures sont ovalaires, jaunâtres à brunâtres, à coque épaisse et lisse, pourvues d'un bouchon polaire saillant (à la différence des œufs de *Capillaria spp*) à chaque extrémité. Ils mesurent 65 x 45 µm.

Cycle biologique : homoxène. PP : 3 mois environ.

1. Les Carnivores excrètent les œufs dans les fèces.
2. Dans le milieu extérieur, les œufs évoluent en œufs embryonnés avec des L3 en 1 à 6 mois.
3. L'infestation se fait alors par ingestion de ces œufs embryonnés qui vont rester dans le tube digestif et se développer en 10 à 12 semaines en vers adultes.

Résistance des œufs : Les œufs sont résistants plusieurs années dans le sol et sont peu sensibles aux diverses conditions climatiques (ils résistent jusqu'à -20°C) et aux désinfectants usuels.

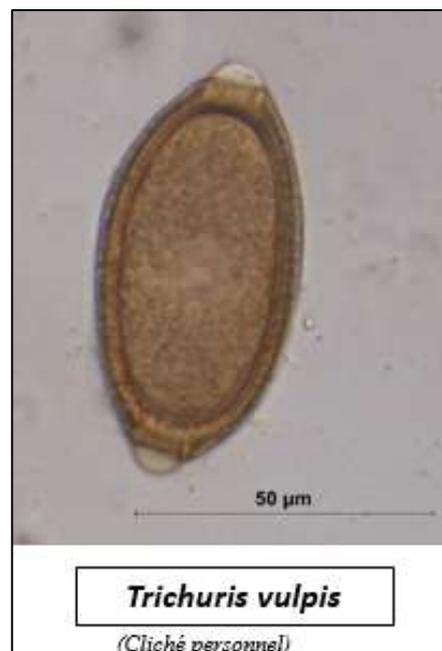


Figure 5 : Œuf de trichure observé après flottation totale au NaCl (Gr x 40)

iv. Capillariose.

(non observé dans cette étude)

Généralités : Les capillarioses sont des helminthoses bénignes à graves dues à des nématodes de la famille des Capillariidés. Elles concernent un grand nombre d'espèces de vertébrés dont l'Homme. Selon les espèces impliquées, les organes où s'installent les vers adultes peuvent être différents : le tube digestif et ses annexes, les voies respiratoires ou le système urogénital.

Epidémiologie : Cosmopolite et relativement fréquent en parc zoologique.

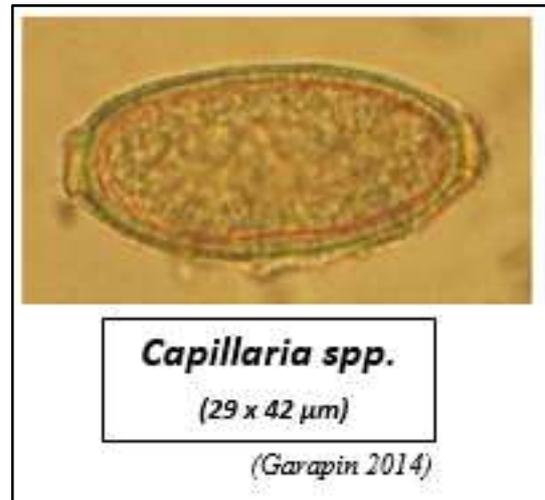


Figure 6 : Œuf de capillaire observé après flottation totale au NaCl (Gr x 40)

Importance médicale : Généralement, les capillarioses sont asymptomatiques. Lors d'infestation massive, on peut observer des retards de croissance, de la diarrhée pour les espèces du tube digestif, une trachéo-bronchite pour les espèces des voies respiratoires ou une cystite pour *C.plica* et *C.felis, cati*...

Importance zoonotique : NON

Description de l'œuf : Les œufs sont ovalaires, jaunâtres un peu plus clairs, à coque épaisse et légèrement plus petits (60 x 35 μm). Ils possèdent également deux bouchons polaires mais ceux-ci ne sont pas saillants contrairement aux œufs de trichures. Enfin, lorsqu'on fait varier la mise au point, la paroi de l'œuf semble rugueuse et non lisse.

Cycle biologique : homoxène. PP : variable selon l'espèce (de 3 à 5 semaines).

1. Les Carnivores excrètent les œufs non embryonnés dans les fèces.
2. Dans le milieu extérieur, une larve L1 infestante va se développer en 3-4 semaines, on parle alors d'œuf embryonné.
3. L'infestation se fait alors par ingestion de ces œufs embryonnés.

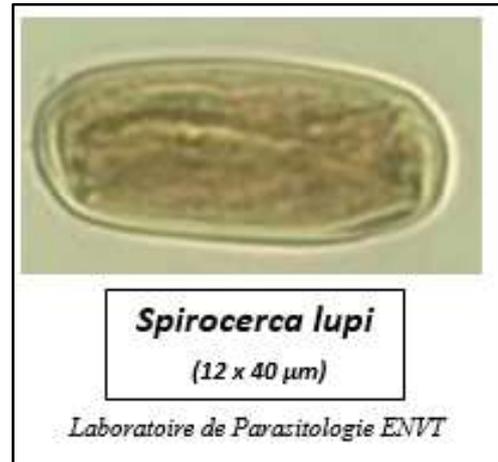
NB : Le ver de terre peut être hôte paraténique de ce parasite.

Résistance des œufs : Les œufs sont très résistants dans le milieu extérieur, de l'ordre de quelques mois à plusieurs années.

v. *Spirurose.*

(non observé dans cette étude)

Généralités : La spirurose est une helminthose des portions antérieures du tube digestif (œsophage, estomac). *Spirocerca lupi*, qui affecte les Canidés, est le plus connu et est hématophage, d'où sa couleur rouge. Les femelles sont très prolifiques et peuvent pondre jusqu'à 1 million d'œufs par jour. Il existe d'autres spirures des Carnivores avec *Spirura rytipleurites* chez les Félidés, *Gnathostoma* spp. chez les Carnivores ichtyophages dont le rôle pathogène, le cycle et la description de l'œuf sont quasi-identiques.



Epidémiologie : Cosmopolite, très fréquente dans les départements d'outre-mer mais rare en métropole.

Figure 7 : Œuf de spirure observé après flottation totale au NaCl (Gr x 40)

Importance médicale : La spirurose des félidés est très souvent asymptomatique, alors que la spirurose des canidés peut avoir une présentation clinique plus grave, avec des symptômes digestifs tels que des vomissements et respiratoires. Les nodules formés par les larves L3 enkystées dans la paroi œsophagienne peuvent même évoluer en tumeurs cancéreuses qui métastasent au niveau pulmonaire.

NB : La méthode de choix pour diagnostiquer la spirocerose est l'endoscopie avec l'observation des larves L3 enkystées dans la paroi œsophagienne.

Importance zoonotique : NON (sauf pour *Gnathostoma spinigerum*)

Description de l'œuf : Les œufs sont ovales à paroi fine, très allongé, dit « en trombone » et mesurent 12 x 40 µm.

NB : L'examen diagnostique de choix pour cette parasitose est l'endoscopie digestive par voie haute pour observer les nodules présents dans l'œsophage.

Cycle biologique : Exemple de *Spirocerca lupi* : **hétéroxène. PP : 4 à 6 mois.**

1. Les adultes sont présents dans la paroi œsophagienne du Carnivore. Ils pondent des œufs qui se retrouvent dans les fèces.
2. Ces œufs sont ensuite ingérés par un coléoptère coprophage (hôte intermédiaire) au sein duquel ils éclosent et produisent des L1, L2 puis des L3.
3. Le chien se contamine en ingérant ensuite le coléoptère ou le plus souvent un hôte paraténique (un rongeur) qui a lui-même ingéré un coléoptère au préalable et qui contient des L3 enkystées.

NB : Le milieu aquatique est nécessaire au cycle de Gnathostoma, dont les hôtes intermédiaires sont des crustacés d'eau douce et les hôtes paraténiques des poissons.

vi. Strongyloïdose.

Généralités : La strongyloïdose est une helminthose due à des nématodes *Rhabditida* du genre *Strongyloides*. Ils se situent dans le duodénum et le jéjunum et se nourrissent de tissu cellulaire intestinal. Une femelle adulte pond entre 25 et 35 œufs par jour.

Epidémiologie : Cosmopolite et assez fréquent, avec une prévalence plus élevée dans les pays tropicaux et subtropicaux.

Importance médicale : La strongyloïdose est très souvent asymptomatique. Des symptômes cutanés, respiratoires et digestifs peuvent apparaître, surtout chez le jeune.

Importance zoonotique : OUI

Description de la larve : Les œufs sont rarement visibles par coproscopie. Par contre, il est possible d'observer la larve L1 qui est rhabditoïde (œsophage, appareil masticateur en Y...). Elle mesure 300 µm de long sur 15 µm de large. Elle se distingue des larves d'Ankylostomatidés par une ébauche génitale très développée et une queue très courte.

NB : La coproscopie par sédimentation est peu sensible. La méthode de choix pour mettre en évidence ces larves est la méthode de Baermann, qui n'est pas détaillée dans cette étude.

Cycle biologique : homoxène. PP : 1 à 3 semaines.

1. Les Carnivores excrètent directement les larves L1 dans les fèces.
2. Dans le milieu extérieur, ces larves L1 évoluent de deux façons :
 - Soit en larve L2 puis directement en L3 infestante si les conditions le permettent
 - Soit, pour des températures plus faibles (20°C), en larve L2, puis en formes adultes libres. Après accouplement, les femelles donneront des œufs, qui évolueront à leur tour en larve L1, L2 et enfin en L3 infestante en 7 jours environ.
3. L'infestation se fait alors par voie percutanée des L3 chez l'hôte définitif.

Résistance des larves : Les larves sont capables de survivre 3 semaines lorsque les conditions le permettent (Température > 20°C) (d'après Travers-Moussinet, 2012)

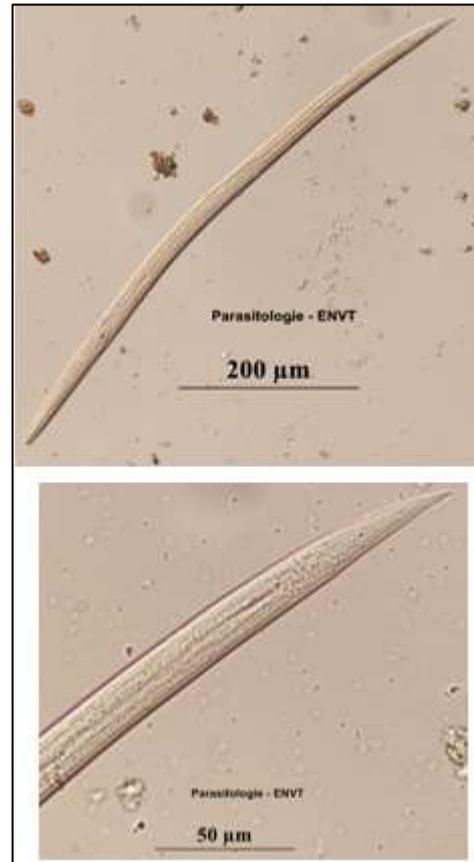


Figure 8 :
En haut : Larve L1 de *S.stercoralis*
En bas : Zoom sur la queue
(Laboratoire ENVT)

vii. Angiostrongylose.

(non observé dans cette étude)

Généralités : Helminthose cardio-pulmonaire due à la migration, au développement et à la présence dans le cœur droit et l'artère pulmonaire d'un nématode métastrongle, *Angiostrongylus vasorum*. Ce parasite est hématophage.

Epidémiologie : Cosmopolite, rencontrée principalement dans le Sud de la France.

Importance médicale : L'âge n'est pas un facteur de sensibilité. La forme la plus classique est la forme chronique où l'on observe une certaine intolérance à l'effort. Par contre, c'est une maladie mortelle en cas d'infestation massive.

Importance zoonotique : NON



Figure 9 : Larve L1 d'*A.vasorum*
(Laboratoire ENVT)

Description de la larve : Les œufs ne sont jamais observés car ils évoluent directement en larve L1 dans le poumon. Par contre, en coproscopie, il est possible de retrouver cette dernière. Elle mesure 300-350 μm de long pour 13-15 μm de diamètre. L'œsophage est court de type strongyloïde et un bouton céphalique à l'extrémité antérieure. Plus caractéristique, elle possède deux incisions à la queue, une entaille dorsale et une encoche ventrale.

NB : La coproscopie par sédimentation est peu sensible. La méthode de choix pour mettre en évidence ces larves est la méthode de Baermann, qui n'est pas détaillée dans cette étude.

Cycle biologique : hétéroxène. PP : 5-7 semaines.

1. Les Carnivores infestés excrètent des larves L1 dans les fèces.
2. Ces larves sont alors ingérées par un hôte intermédiaire (limaces, escargots...), avant de muer en L2 puis L3, qui devient infestante après 16-18 jours.
3. L'hôte définitif se contamine en ingérant l'hôte intermédiaire.

NB : Il existe des hôtes paraténiques dans ce cycle (rongeurs, batraciens).

Résistance des larves : Les larves L1 sont capables de survivre de 3 jours à 3 semaines dans le milieu extérieur avant de contaminer un hôte intermédiaire. La larve L3, elle, peut survivre plus de 6 mois.

viii. Aelurostrongylose.

(non observé dans cette étude)

Généralités : Helminthose présente chez les Félidés due à la migration, au développement et à la présence dans le parenchyme pulmonaire, les alvéoles et les bronchioles d'un nématode métastrongle, *Aelurostrongylus abstrusus*. Il existe d'autres parasites responsables d'aelurostrongylose tels que *Troglostrongylus brevior* dont le rôle pathogène, le cycle et la larve sont quasiment identiques.

Epidémiologie : Cosmopolite, mais rarement observée car peu recherchée.

Importance médicale : Peu d'expression clinique. Les signes caractéristiques en cas d'infestation massive sont une toux chronique, une dyspnée et de la tachypnée.

Importance zoonotique : NON

Description de la larve : En coproscopie, comme pour *A.vasorum*, il n'est possible d'observer que les larves L1. Elle mesure 360 µm de long. L'œsophage est court de type strongyloïde et la queue est ondulée en S avec une entaille caractéristique. (Flageollet, 2015)



Figure 10 :
En haut : Larve L1 d'*A.abstrusus*
En bas : Zoom sur la queue en S
avec l'entaille caractéristique
(Laboratoire ENVT)

NB : La coproscopie par sédimentation est peu sensible. La méthode de choix pour mettre en évidence ces larves est la méthode de Baermann, qui n'est pas détaillée dans cette étude.

Cycle biologique : hétéroxène. PP : 7-9 semaines.

1. Les Carnivores infestés excrètent des larves L1 dans les fèces.
2. Ces larves sont alors ingérées par un hôte intermédiaire (limaces, escargots...), avant de muer en L2 puis L3, qui devient infestante après 16-18 jours.
3. L'hôte définitif se contamine en ingérant l'hôte intermédiaire.

NB : Il existe des hôtes paraténiques (rongeurs, grenouilles) dans ce cycle qui peuvent ingérer le mollusque infesté.

Résistance des larves : La survie des larves L1 dans le milieu extérieur est d'environ 36 jours. (Hamilton, McCaw 1967)

ix. Prophylaxie.

Nettoyage/Désinfection : Il est indispensable de bien contrôler l'hygiène des locaux pour éviter une contamination du milieu trop importante. Pour ce faire, les enclos intérieurs et extérieurs doivent être lavés quotidiennement, de préférence mécaniquement à haute pression, avec un retrait des fèces une à deux fois par jour. Une désinfection avec des produits efficaces (eau de Javel, acide péracétique, ammonium quaternaire, chlore, alcool...) doit être réalisée au minimum tous les deux mois, selon le degré d'infestation des animaux.

La lutte contre les hôtes paraténiques (rongeurs, batraciens...) est primordiale pour éviter des recontaminations ultérieures. Les pièges doivent être surveillés et renouvelés régulièrement.

Il est également possible de gravillonner le milieu pour limiter la recontamination, car les œufs vont alors passer à travers le gravillon et ne seront plus directement accessibles pour réinfester les animaux.

Prophylaxie médicale : La réalisation de coproscopies répétées (tous les 4 mois environ) permettra au vétérinaire de parc zoologique de traiter uniquement les animaux excréteurs ou présentant des signes cliniques associés à la présence de parasites dans les fèces.

Concernant un environnement contaminé par des parasites du genre *Ankylostoma* spp et *Toxocara* spp, une vermifugation des femelles en période de reproduction jusqu'au sevrage est nécessaire pour éviter la contamination par le colostrum. Les jeunes devront être vermifugés dès l'âge de 15 jours, tous les mois jusqu'à 6 mois d'âge. (DM, Boothe, 1990)

NB : Attention, en cas d'infestation massive par *Toxocara* spp chez les jeunes, il faut éviter de traiter avec une lactone macrocyclique, qui peut entraîner la mort de l'animal par choc toxémique. (Gignac, 2011)

2) Cestodes

i. *Taenia spp.*

(non observé dans cette étude)

Généralités : Ces cestodes appartiennent à la famille des Taeniidés. Adultes, ils vivent dans l'intestin grêle des Carnivores et se nourrissent du contenu intestinal

Epidémiologie : Cosmopolite et assez fréquent, même si difficile de l'observer par coproscopie.

Importance médicale : Les parasites du genre *Taenia* sont généralement bien supportés chez les Carnivores. Il est possible d'observer une gêne au niveau de l'anus où l'animal se lèche et se frotte contre le sol (signe du traîneau).

Importance zoonotique : **NON** (pas en ce qui concerne les Carnivores).

Description de l'œuf : Les œufs sont ronds, de 30 à 50 μm de diamètre dont la coque est épaisse avec des striations radiaires. Ils sont impossibles à distinguer *en coproscopie* des œufs d'*Echinococcus*.

Cycle biologique : hétéroxène. **PP : 4 à 10 semaines environ.**

1. Les Carnivores vont éliminer des segments ovigères dans leurs matières fécales. Ces segments, ayant une reptation propre, peuvent sortir par l'anus en dehors des défécations. Les segments sont lysés dans l'environnement, libérant ainsi des milliers d'œufs directement infectants.

2. Ces embryophores seront consommés par les hôtes intermédiaires (Herbivores ou Omnivores selon l'espèce).

3. Les Carnivores vont ingérer les larves de cestodes par consommation de proies, de viscères crues ou de chair parasitée.

Résistance des œufs : La survie des œufs dans le milieu extérieur peut être de plus d'un an.



Figure 11 : Œuf de taeniidé observé après flottation totale (d'après le site du CDC)

ii. *Echinococcus spp.*

(non observé dans cette étude)

Généralités : Ces cestodes vivent dans l'intestin des Carnivores à l'état adulte et se nourrissent du contenu digestif. Deux espèces sont particulièrement importantes en raison du risque de zoonose très grave pour l'homme : *E.granulosus* et *E.multilocularis*.

Epidémiologie : Cosmopolite pour l'échinococcose hydatique, surtout dans le Sud-Est de la France et les pays chauds. En ce qui concerne l'échinococcose multiloculaire, elle se répartit dans les régions froides et tempérées de l'hémisphère Nord. Il est quand même difficile de les observer par coproscopie.

Importance médicale : L'infestation par les ténias échinocoques est le plus souvent asymptomatique.

Importance zoonotique : OUI

Description de l'œuf : Les œufs peuvent difficilement se différencier des autres œufs de *Taenia spp.* Ils mesurent 30 à 45 µm de diamètre, ont une coque unique épaisse, à stries concentriques. Ils renferment un embryon hexacanthé dont quelques crochets (sur les 6) sont souvent visibles.

Cycle biologique : hétéroxène. PP : *E.granulosus* : 6 semaines

E.multilocularis : 4 semaines

1. Les Carnivores vont éliminer des segments ovigères dans l'environnement libérant des milliers d'œufs pouvant résister plus d'un an dans le milieu extérieur.

2. Les insectes coprophages, les oiseaux, la pluie sont autant de facteurs de dissémination. Une fois dans l'hôte intermédiaire (nombreuses espèces comme les ovins, les caprins, les bovins pour *E.granulosus*, alors qu'il s'agit de rongeurs pour *E.multilocularis*), l'embryon traverse la paroi digestive et gagne différents organes, en majorité poumons et foie pour *E.granulosus* et foie pour *E.multilocularis*. En plusieurs mois, la larve va se développer et devenir infestante.

3. Les Carnivores s'infestent en consommant des viscères parasitées des hôtes intermédiaires.

Résistance des œufs : La survie des œufs dans le milieu extérieur peut être de plus d'un an.

iii. *Dipylidium caninum*

(non observé dans cette étude)

Généralités : *Dipylidium caninum*, ver plat segmenté appartenant à l'ordre des Cyclophyllidea et à la famille des Dilepididae, est responsable d'un cestodose imaginaire. On le retrouve dans le duodénum et le jéjunum, et les adultes sont chymivores. D'autres espèces de la même famille peuvent infester les Carnivores, tels que *Diplopylidium* ou *Joyeuxiella*, dont le rôle pathogène et le cycle sont quasiment identiques.

Epidémiologie : Cosmopolite et plutôt rare en parc zoologique.

Importance médicale : Les symptômes sont souvent discrets. La présence d'anneaux à la marge anale ou le signe du « traineau » sont les principaux symptômes observés.

Importance zoonotique : OUI (si ingestion de l'hôte intermédiaire)

Description de l'œuf : Si un segment est détruit avant son expulsion, il est possible de retrouver des œufs dans les fèces, dont la durée de vie dans l'environnement est de 2 à 4 mois. Ces derniers peuvent être isolés, ou regroupés au sein de capsules ovifères. Ces capsules sont très caractéristiques, de diamètre important (de l'ordre de 200 à 300 μm). Dans le cas de *Diplopylidium* ou de *Joyeuxiella*, il n'y aura qu'un œuf dans la capsule ovifère.

Cycle biologique : Exemple de *Dipylidium caninum* : hétéroxène : PP = 4-6 semaines

1. Le Carnivore excrète des segments ovigères, qui ont un aspect en grain de riz de 3-4 mm de long, et qui sont mobiles (mouvements de reptation).
2. Dans le milieu extérieur, ces segments se dessèchent en quelques heures, et libèrent un œuf qui va être ingéré par une larve de puce. L'œuf ne devient une larve cysticercoïde que lorsque la larve de puce se transforme en nymphe. La larve cysticercoïde formée ne sera infestante pour le chien ou le chat que lorsque la puce aura effectué sa dernière mue pour devenir adulte.
3. L'infestation se fait alors par ingestion de la puce.

NB : Dans le cas de *Diplopylidium* ou *Joyeuxiella*, les hôtes intermédiaires sont des reptiles et non des arthropodes.



Figure 12 : Capsule ovifère de *Dipylidium caninum*
 $\phi = 260 \mu\text{m}$
(Laboratoire ENVT)

iv. *Diphyllobothrium latum*

(non observé dans cette étude)

Généralités : *Diphyllobothrium latum*, ver plat segmenté appartenant à l'ordre des *Pseudophyllidea*, est responsable d'un cestodose imaginaire. Il vit dans l'intestin grêle de l'hôte et se nourrit du contenu digestif. D'autres espèces du même ordre peuvent infester les Carnivores, du genre *Spirometra* et en particulier *S.mansoni*, dont le cycle est proche de celui de *D.latum*.

Epidémiologie : Cosmopolite mais assez rare.

Importance médicale : Cette cestodose peut être responsable de troubles digestifs tels que de la diarrhée, des douleurs avec également une carence en vitamine B12 dont l'absorption est inhibée par le parasite. On observe alors une anémie dite « pernicieuse ».



Figure 13 : Œuf de *D.latum* observé après flottation totale (d'après le site du CDC)

Importance zoonotique : OUI

Description de l'œuf : L'œuf, lui, est assez proche d'un œuf de trématode : ils sont subsphériques à ovalaires, operculés, avec une coque mince et lisse, dont la taille est de 70 x 45 μm. Ils renferment un embryon de coloration jaunâtre.

Cycle biologique : hétéroxène. PP = 6 semaines

1. A la différence des *Taenia* ou des *Dipylidium*, les Carnivores ichtyophages excrètent directement les œufs et non les segments ovigères dans les fèces.

2. Si les œufs tombent dans l'eau, ils vont éclore et libérer une larve coracidium.

3. Cette larve va être ingérée par un premier hôte intermédiaire, un copépode d'eau douce (*Cyclops*) chez qui la larve se transforme en larve procercoïde.

4. Celle-ci doit alors être ingérée par un deuxième Hôte Intermédiaire, un poisson chez qui se développe la larve plérocercoidé. Si ces poissons sont mangés par d'autres poissons, la larve se réenkyste et donc s'accumule chez les carnassiers, donc tous les types de poisson peuvent être réservoirs.

3. L'infestation se fait alors par ingestion de ces poissons parasités crus.

NB : Dans le cas de *Spirometra spp*, le second hôte intermédiaire est un batracien.

v. Prophylaxie

Nettoyage/Désinfection : Etant donné que le cycle ne peut pas se faire sans la présence de l'hôte intermédiaire, il ne semble pas nécessaire de désinfecter drastiquement les locaux lors d'une infestation par des cestodes.

Cependant, du fait du caractère zoonotique d'*Echinococcus*, et étant donné que par coproscopie la distinction avec les œufs de *Taenia* est impossible, il reste tout de même plus sûr de réaliser un nettoyage soigneux et une désinfection des enclos extérieurs et intérieurs en cas d'infestation des animaux par ces cestodes.

Prophylaxie : Il faut éviter de donner aux animaux des abats crus qui pourraient les contaminer. Il est de plus nécessaire de s'assurer que les carcasses provenant d'abattoirs ont bien été contrôlées et qu'elles ne présentent aucun risque.

Concernant *D.latum*, la lutte sera plus difficile étant donné qu'il s'agit de poissons d'eau douce. Il est par contre possible de détruire les larves par congélation à une température de -10°C pendant 72 h.

3) Trématodes.

(non observé dans cette étude)

i. Opistorchiidose.

Généralités : L'opistorchiidose est une helminthose due à un trématode de la famille des *Opistorchiidae* que l'on peut retrouver dans le foie et les voies biliaires des Carnivores ichtyophages.

Epidémiologie : Ces trématodes sont surtout présents en Extrême Orient d'où une possible infestation des animaux provenant des pays d'Asie.

Importance médicale : La plupart du temps asymptomatique, sauf en cas de forte infestation où il est possible d'observer une insuffisance hépatique avec des troubles digestifs.

Importance zoonotique : OUI

Description de l'œuf : Macroscopiquement, on peut observer des vers plus ou moins grands selon l'espèce (18 mm pour le genre *Opistorchis* à 5 mm pour le genre *Metorchis*). Concernant les œufs :

- Les œufs d'*Opistorchis spp.* sont operculés et mesurent 26-30 x 10-15 µm avec une petite épine distale.
- Les œufs de *Clonorchis sinensis* sont plus petits et mesurent 25 x 15 µm.
- Les œufs de *Metorchis spp.* mesurent eux 30 x 15 µm.

Cycle biologique : hétéroxène. PP : 3-4 semaines.

1. Le Carnivore excrète des œufs dans les fèces.
2. Ce cycle nécessite deux hôtes intermédiaires : le premier est un mollusque aquatique, principalement du genre *Bythinia* et le deuxième un poisson, essentiellement un Cyprinidé (tanche, carpe, brochet...), qui va héberger les métacercaires infestantes.
3. L'infestation se fait alors par ingestion du poisson parasité cru.

Prophylaxie : Comme pour les cestodes, du fait de la présence obligatoire de deux hôtes intermédiaires assez spécifiques, le parasite ne peut effectuer son cycle entier. Par contre, il est nécessaire de réaliser des coproscopies à l'acquisition des animaux pour traiter les animaux s'ils sont infestés.

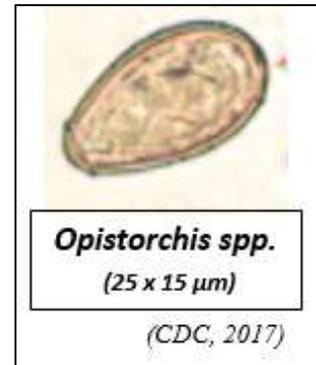


Figure 14 : Œuf de trématode observé après flottation totale (d'après le site du CDC)

C) Protozoaires.

1) Coccidioses.

Généralités : Les coccidies sont des protozoaires de l'intestin appartenant à la classe des Coccidea et au sous-ordre Eimeriorina. Ils sont strictement intracellulaires. On retrouve de nombreux types de coccidies chez les Carnivores. Nous présenterons ici les plus importantes :

i. *Isospora spp.*

Epidémiologie : Cosmopolite et très fréquente.

Importance médicale : Les coccidioses à *Isospora spp* sont souvent asymptomatiques. Les symptômes surviennent surtout chez les jeunes et les immunodéprimés et sont caractérisés par une diarrhée pâteuse, malodorante plus ou moins hémorragique accompagnée d'anorexie et d'une perte de poids.

Importance zoonotique : NON

Cycle biologique : homoxène. PP : 6 à 8 jours.

1. Les Carnivores excrètent les ookystes de coccidies dans les fèces pendant 5 à 10 jours.
2. Dans le milieu extérieur, ces ookystes doivent sporuler pour devenir infectants, ce qui prend au minimum 24h selon les conditions environnementales (température de 25°C, humidité, aérobiose).
3. L'infestation ne se fait alors que si les oocystes ingérés sont sporulés.

NB : Il est possible que d'autres mammifères, comme des rongeurs, deviennent hôtes paraténiques en ingérant des ookystes sporulés qui vont alors rester latents mais restent infestants.

ii. *Toxoplasma gondii.*

Epidémiologie : Cosmopolite et relativement fréquent. (De Camps et al, 2008)

Importance médicale : Cette coccidiose est asymptomatique pour les Félidés en tant qu'hôtes définitifs. Ils excrètent des ookystes dans leurs fèces. Cependant, il est également possible que ces espèces soient hôtes intermédiaires et qu'ils présentent les signes d'une toxoplasmose.

Importance zoonotique : OUI

Cycle biologique : monoxène. PP = 18 à 36 jours//dixène. PP = 3 à 10 jours.

1. Les Félidés, seuls hôtes définitifs, excrètent des ookystes de *Toxoplasma gondii* dans les fèces pendant une quinzaine de jours, qui sporulent alors en 24-48h dans le milieu extérieur pour devenir infectants.
2. - **Cycle monoxène** : Soit les Félidés se réinfestent directement en ingérant ces ookystes sporulés.
- **Cycle dixène** : Soit ces ookystes sont ingérés par un hôte intermédiaire (tout mammifère et oiseau). L'ookyste ne pouvant terminer son cycle, le parasite après une phase de multiplication rapide va s'enkyster dans différents tissus.
3. L'infestation se fait donc : soit en ingérant des ookystes directement du milieu extérieur, soit de la viande parasitée crue.

NB 1 : Il est possible que d'autres Carnivores soient hôtes intermédiaires, ils n'excréteront pas d'ookystes, mais ils pourront présenter les symptômes d'une toxoplasmose.

NB 2 : Les Félidés peuvent être hôtes intermédiaires.

NB 3 : Une contamination in utero est possible lorsque les tachyzoïtes infectants contaminent une femelle gestante non immune. Il va y avoir passage des tachyzoïtes vers les fœtus entraînant une toxoplasmose dite congénitale.

iii. *Neospora caninum.*

Epidémiologie : Cosmopolite et relativement fréquent.

Importance médicale : Cette coccidiose est asymptomatique pour les Canidés en tant qu'hôtes définitifs. Ils ne feront qu'excréter des ookystes dans leurs fèces. Cependant, elle est responsable d'avortements chez d'autres espèces hôtes intermédiaires, notamment les bovins.

Importance zoonotique : NON

Cycle biologique : dixène. PP = 5 à 9 jours.

1. Cette fois ci, les hôtes définitifs sont des Canidés. Ils excrètent des ookystes dans les matières fécales, qui vont sporuler dans le milieu extérieur et devenir infectants en 24h.
2. Certaines espèces, mais pas l'homme, vont devenir hôtes intermédiaires en ingérant ces ookystes. Ceux-ci vont alors s'enkyster, on parle de kyste à bradyzoïtes. C'est là que les symptômes de la néosporose apparaissent.
3. L'infestation des Canidés se fait en ingérant de la viande parasitée crue.

*NB : Il existe également une transmission verticale qui joue un rôle plus important dans le cas de *Neospora caninum* car ces cas issus de transmission congénitale sont les plus graves. De plus, cette transmission est possible plusieurs gestations successives.*

iv. *Hammondia spp.*

Epidémiologie : Cosmopolite et peu fréquent.

Importance médicale : Cette coccidiose est le plus souvent asymptomatique. Quelques cas d'anorexie ont été observés chez les jeunes.

Importance zoonotique : NON

Cycle biologique : dixène. PP : 1 à 2 semaines.

1. Les Carnivores excrètent des oocystes d'*Hammondia* dans les fèces.
2. Dans le milieu extérieur, ces oocystes vont être ingérés par un hôte intermédiaires (un rongeur ou un ruminant) et évoluer en kystes.
3. L'infestation se fait alors en mangeant de la viande crue contaminée par ces kystes.

v. *Sarcocystis spp.*

Epidémiologie : Cosmopolite et relativement fréquent.

Importance médicale : Ces coccidioses sont le plus souvent asymptomatiques mais quelques épisodes diarrhéiques peuvent avoir lieu si l'hôte est immunodéprimé.

Importance zoonotique : NON

Cycle biologique : dixène. PP : diffère selon l'espèce, de 1 à 3 semaines.

1. Les Carnivores excrètent des sporocystes de *Sarcocystis* dans les fèces directement infectants.
2. Dans le milieu extérieur, ces sporocystes vont être ingérés par un hôte intermédiaire (herbivore ou omnivore) et évoluer en kystes à bradyzoïtes dans leurs muscles.
3. L'infestation des Carnivores se fait alors en mangeant de la viande crue contaminée par ces kystes.

vi. *Cryptosporidium spp.*

Généralités : La cryptosporidiose est une coccidiose due à un protozoaire du genre *Cryptosporidium*. Il existe de nombreuses espèces capables de parasiter les Carnivores dont *C. parvum*, *C. canis*, *C. felis*...

Epidémiologie : Cosmopolite et relativement fréquent.

Importance médicale : La cryptosporidiose est une maladie le plus souvent chronique et responsable de symptômes digestifs chez des jeunes animaux, âgés en particulier de moins d'un an.

Importance zoonotique : OUI

Cycle biologique : monoxène. PP : de 4 jours jusqu'à 10 jours.

1. Les Carnivores excrètent des ookystes de *Cryptosporidium* dans les fèces directement infectants.
2. L'infestation se fait alors par ingestion des ookystes infectants. Un même animal est donc capable de s'auto-infester.

vii. Description des différents ookystes :

Tableau 3 : Morphologie des différents œufs de coccidiose chez les Carnivores (Beugnet, Bourdoiseau, Dang 2006)

Espèces	Formes éliminés dans les fèces	Tailles moyennes	Formes infectantes (après sporulation)
<i>Isospora canis</i>	Ookyste avec un pôle arrondi (basal) et un pôle pointu (conique)	38 x 30 µm	Ookyste avec 2 sporocystes contenant chacun 4 sporozoïtes
<i>Isospora ohioensis</i>		23 x 19 µm	
<i>Isospora felis</i>		38-51 x 27-39 µm	
<i>Isospora rivolta</i>		21-28 x 18-23 µm	
<i>Hammondia spp.</i>	Ookyste subsphérique	13 x 11 µm	
<i>Neospora caninum</i>		13 x 11 µm	
<i>Toxoplasma gondii</i>		12-15 x 10-13 µm	
<i>Sarcocystis spp.</i>	Sporocyste contenant 4 sporozoïtes	12 x 8 à 20 x 16 µm selon les espèces	Sporocyste directement infectant
<i>Cryptosporidium spp.</i>	Ookyste sphérique directement infectant	3 à 5 µm selon les espèces	-

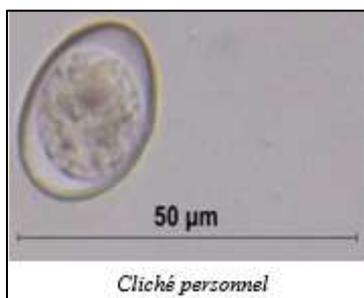


Figure 15 : Ookyste de coccidie non sporulé



Figure 17 : Ookyste de cryptosporidium spp. après coloration de Ziehl-Nielsen

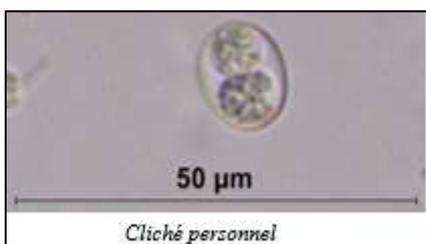


Figure 16 : Ookyste de coccidie ayant sporulé avec 2 sporocystes

A la coproscopie, la distinction des différentes espèces est très difficile. Il est nécessaire d'observer une première fois l'aspect des ookystes, et ensuite, il faut attendre quelques jours qu'il y ait sporulation pour pouvoir les distinguer.

Concernant les ookystes de *Cryptosporidium* spp, la méthode de choix est un frottis fécal coloré au Ziehl-Nielsen, ce qui permet de mettre en évidence les micro-organismes acido alcool-résistants. Ils se présentent alors sous forme de petits organismes ronds et rouges (cf Figure 17).

La diagnose différentielle des œufs d'*Hammondia* spp. avec *Toxoplasma gondii* ou *Neospora caninum* n'est pas possible sur des critères morphologiques, il faut recourir à la biologie moléculaire (PCR).

viii. Prophylaxie :

Résistance des ookystes : Les ookystes peuvent survivre très longtemps dans l'environnement de 1 à 2 ans.

Nettoyage/Désinfection : Il est donc nécessaire de garder les enclos propres et secs sur de l'aire bétonnée, de nettoyer et désinfecter régulièrement les sols des bâtiments (avec des ammoniacs ou de la vapeur d'eau à haute pression). Il existe également des produits adaptés aux kystes coccidiens (Prophyl®75, concentration à 3%, Kenocox®).

Prophylaxie : Même si la période patente est faible (5 à 10 jours d'excrétion) du fait d'une immunité précoce, la grande résistance des ookystes dans le milieu extérieur associée à une excrétion massive oblige à traiter tous les jeunes animaux d'une même collectivité dès l'apparition des premiers symptômes.

Pour le cas de *Sarcocystis* spp, il faut s'assurer que les carcasses provenant des abattoirs ont bien été contrôlées et ne sont pas parasitées.

2) Giardiose.

(non observé dans cette étude)

Généralités : *Giardia duodenalis* est un protozoaire de l'intestin grêle qui possède des flagelles lui permettant de se déplacer et se nourrit du contenu digestif. Il n'est pas spécifique d'espèce et peut se multiplier sur de très nombreux hôtes.

Epidémiologie : Cosmopolite et relativement fréquent.

Importance médicale : Elle est variable selon l'individu. La giardiose peut à la fois être asymptomatique, ou engendrer des signes cliniques comme de l'entérite avec une diarrhée chronique, d'aspect plus ou moins stéatorrhéique, surtout chez les jeunes jusqu'à 2 ans et un amaigrissement malgré un appétit conservé.

Importance zoonotique : OUI (controversé dans la littérature)

Description des éléments observés en coproscopie : Ce protozoaire se présente sous 2 formes que l'on peut retrouver dans les matières fécales:

- La première, le trophozoïte, la forme active, mesure 6-8 x 12-15 µm, est munie d'un disque adhésif. Cette forme est rarement observée dans les examens de selles car elle est rapidement détruite dans les matières fécales.
- La deuxième, forme de résistance et de contamination, est le kyste végétatif. Ces kystes sont subsphériques et renferment 2 à 4 noyaux (de trophozoïtes) ainsi que des résidus de flagelles donnant l'impression de contenir un S au centre. Ils mesurent 7-10 x 8-12 µm.

Cycle biologique : homoxène. PP : 4 à 16 jours.

1. Les Carnivores excrètent des kystes dans leur matière fécale, directement infectants
2. Le carnivore s'infeste en ingérant ces kystes végétatifs libérés dans le milieu extérieur à l'origine d'une possible ré-infestation.
3. Chaque kyste ingéré libère deux trophozoïtes dans le duodénum, qui vont se multiplier par reproduction asexuée. La formation des kystes, éléments contaminants, se fait progressivement au cours du passage de l'intestin grêle au gros intestin.

Résistance des ookystes : Les kystes de *G.duodenalis* sont résistants dans le milieu extérieur et peuvent rester infestants plus de 3 mois.

Nettoyage/Désinfection : Ils sont sensibles aux différents ammoniums quaternaires. Il est important de garder des cages propres et sèches et de bien désinfecter les sols.

Prophylaxie : L'excrétion des kystes persiste très longtemps, plusieurs mois, soit en continu, soit de façon intermittente. Il est donc nécessaire de réaliser des coproscopies régulièrement pour dépister les porteurs sains et les traiter. Il faut obtenir 3 examens de selles négatives à 3 jours d'intervalle, avant de conclure que l'animal n'est pas excréteur.

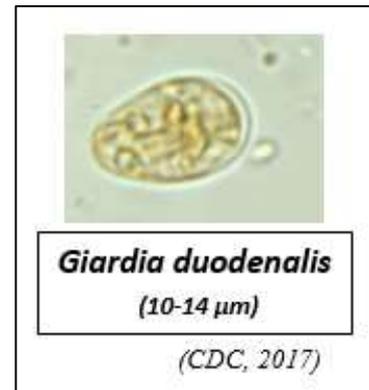


Figure 18 : Kyste de *G.duodenalis* observé après flottation totale (d'après le site du CDC)

III/ REALISATION D'UN QUESTIONNAIRE ADRESSE AUX PARCS ZOOLOGIQUES FRANÇAIS.

A) Le questionnaire en lui-même.

La figure 19 illustre le questionnaire envoyé à l'ensemble des membres de l'association Française des Vétérinaires de Parcs Zoologiques (AFVPZ) (Collet, 2015)

Participation à une thèse en vue de la réalisation d'un atlas coproscopique sur les carnivores de parcs animaliers

Bonjour,

Je suis actuellement étudiant en quatrième année à l'École Nationale Vétérinaire de Toulouse, et sollicite votre aide dans le cadre de ma thèse. Celle-ci porte sur le parasitisme des carnivores de parcs animaliers. Avec l'aide des Dr Philippe JACQUIET, professeur de parasitologie et Sylvie CLAVEL, vétérinaire du zoo de Plaisance du Touch, nous aimerions réaliser un atlas coproscopique en répertoriant les œufs et parasites observés sur des prélèvements de fèces de tous les carnivores de parcs animaliers. Ce projet ressemble à celui de l'année dernière effectué sur les oiseaux, et de la même façon, il vise à confectionner un outil pour les vétérinaires afin de faciliter le travail d'observation des parasites lors des coproscopies (et non à établir un statut parasitaire de votre parc même si les résultats vous seront bien sûr communiqués). Pour ce faire, je vous invite à remplir le questionnaire suivant. Nous reviendrons alors vers vous une fois ce questionnaire analysé en vous donnant les différentes modalités de prélèvement, d'envoi etc...

Je vous remercie par avance pour votre implication.

Cordialement.

Rémi PERRIN

1. Nom du parc animalier et du vétérinaire (adresse mail si possible)

2. Etes-vous intéressé par la participation à cette thèse ?

Oui

Non

3. Sur quelles familles de Carnivores pensez-vous pouvoir prélever les fèces ?

<input type="checkbox"/> Alluridés	<input type="checkbox"/> Herpestidés	<input type="checkbox"/> Nandinidés	<input type="checkbox"/> Prionodontidés
<input type="checkbox"/> Canidés	<input type="checkbox"/> Hyenidés	<input type="checkbox"/> Odobenidés	<input type="checkbox"/> Procyonidés
<input type="checkbox"/> Eupleridés	<input type="checkbox"/> Mephitidés	<input type="checkbox"/> Otariidés	<input type="checkbox"/> Ursidés
<input type="checkbox"/> Felidés	<input type="checkbox"/> Mustelidés	<input type="checkbox"/> Phocidés	<input type="checkbox"/> Viverridés

4. Combien de prélèvements distincts comptez-vous envoyer ?

5. A quelle période de l'année pensez-vous réaliser et envoyer vos prélèvements (sachant qu'il est préférable de nous les faire parvenir avant vermifugation des animaux) ?

6. Avez-vous déjà réalisé des analyses coproscopiques sur les carnivores de votre parc ?

Oui

Non

7. Si oui, avez-vous trouvé des (œufs de) parasites sur vos coproscopies ?

Oui

Non

8. Si oui, sur quels animaux ? (Précisez l'espèce)

Figure 19 : Questionnaire envoyé aux membres de l'AFVPZ pour la réalisation de l'atlas coproscopique des Carnivores.

Nous avons commencé par demander aux zoos quelles espèces de Carnivores ils possédaient afin de savoir si les échantillons étaient représentatifs de plusieurs familles ou de quelques-unes. Ensuite, pour des raisons de réalisation pratique, il nous fallait connaître une estimation du nombre de prélèvements que chaque parc allait envoyer, et à quelle période de l'année ils allaient pouvoir participer, afin de mieux nous organiser pour la réception des colis et analyser les échantillons le plus rapidement possible.

Enfin, nous avons interrogé les parcs zoologiques pour savoir s'ils réalisaient des coproscopies, via un laboratoire extérieur ou par eux-mêmes, afin d'une part de mesurer l'intérêt d'un tel atlas, et d'autre part de savoir si celles-ci étaient d'ores et déjà connues pour être positives pour certains animaux. L'envoi de ces colis représente en effet un certain cout, et en cas de budget restreint, nous aurions choisi de privilégier les fèces des animaux connus positifs lors des coproscopies.

B) Envoi du questionnaire aux parcs zoologiques français.

Ce questionnaire a été mis à disposition des vétérinaires membres de l'Association Française des Vétérinaires de Parcs Zoologiques (AFVPZ) par l'intermédiaire du Dr Sylvie Clavel (Vétérinaire du Zoo de Plaisance du Touch) à partir d'avril 2016.

Les premières réponses sont arrivées rapidement dans la semaine qui a suivi, grâce à une très bonne réactivité des vétérinaires sur le terrain.

C) Résultats du questionnaire.

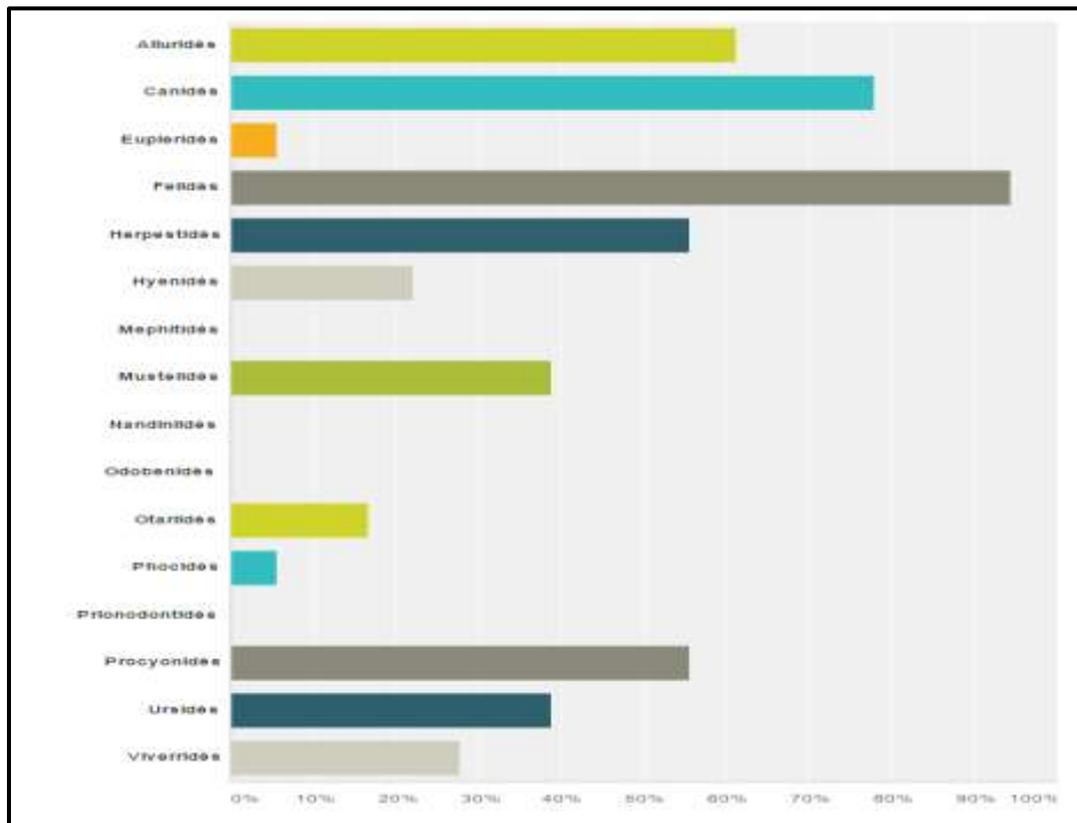


Figure 20 : Pourcentage de la présence des familles de Carnivores dans les parcs zoologiques en fonction du nombre total de réponse.

Tout d'abord, ce premier graphe en figure 20 montre les familles de Carnivores que possèdent les parcs zoologiques qui nous ont répondu. Nous pouvons voir que les deux les plus représentées sont les Félinés (17 parcs sur les 18 ayant répondu en possèdent, soit un pourcentage de 94 %) et les Caninés (14/18, soit 78 %). Ensuite, trois familles sont relativement bien représentées : il s'agit des Ailuridés (panda roux, 61 %), des Herpestidés (mangoustes, suricates..., 56 %) et des Procyonidés (raton laveur, coati..., 56 %). Enfin, moins de la moitié des parcs possèdent des espèces de la famille des Mustélinés (7 parcs sur 18, soit 39 %) et des Ursinés (7/18, soit 39 %). Ce travail traite donc de tous les Carnivores de parc zoologique, mais nous constatons que l'observation de parasites sera peut-être plus

anecdotique pour des espèces plus « rares », car moins représentées dans les parcs zoologiques.

La suite des réponses aux questions de chaque parc zoologique ayant participé est répertoriée dans le tableau 4 ci-dessous.

Tableau 4 : Différentes réponses des vétérinaires des parcs zoologiques pour la réalisation de l'atlas coproscopique.

Nom du parc animalier et du vétérinaire	Etes-vous intéressé par la participation à cette thèse ?	Combien de prélèvements distincts comptez-vous envoyer ?	A quelle période de l'année pensez-vous réaliser et envoyer vos prélèvements (sachant qu'il est préférable de nous les faire parvenir avant vermifugation des animaux) ?	Avez-vous déjà réalisé des analyses coproscopiques sur les carnivores de votre parc ?	Si oui, avez-vous trouvé des (œufs de) parasites sur vos coproscopies ?	Si oui, sur quels animaux ? (Précisez l'espèce)
Réserve zoologique de la Haute Touche Katia Ortiz et Barbara blanc	Oui	9 espèces différentes	Printemps, automne	Oui	Oui	Guépard, loup de Mackensie, lynx
Zoodyssée Pierre-Jean Albaret	Oui	De 10 à 30	Soit dans les semaines qui arrivent, soit à la fin de l'été	Oui	Oui	Renard polaire
Aude Bourgeois	Oui	tout est possible - dépendra de la demande	Nous nous adaptons en fonction des besoins	Oui	Oui	félins, canidés... ascariis, toxascaris... parasites communs
Muséum de Besançon - Parc zoologiques Dr Mélanie Berthet	Oui	4	Toute l'année/ cibler septembre/avril	Oui	Oui	Panthera leo persica, Panthera tigris altaica, Cynictis penicillata
ZooParc de Beauval Dr Baptiste Muliot et Dr Antoine Leclerc	Oui	Un prélèvement par espèce est possible	En été	Oui	Oui	Toxascaris chez les lions
Parc Zoo du Reynou - Franck Haelewyn	Oui	Selon besoins, environ 10 à 20 ?	Nous vermifugeons 4 fois par an	Oui	Oui	Loups, loups à crinière, binturong, guépard, lion...
Parc zoologique de Lille Stéphanie Bosc	Oui	Nous avons 6 espèces de carnivores	Selon vos besoins	Oui	Oui	-
Parc des Félin Jérôme Catinaud	Oui	Selon le budget	Prélèvements mensuels, vermifugation en fonction des résultats coprologiques	Oui	Oui	Trop long à définir 34 espèces hébergées (41 avec les sous-espèces)
Touroparc Maureen Dumoulin et Eric Plouzeau	Oui	Au moins 11 (11 espèces différentes)	Mai	Oui	Oui	-
Guillaume DE PRIESTER Zoo d'ASSON (64800)	Oui	Autant que vous voulez. 1 tigre, 2 panthères, 2 loutres, 10 mangoustes, 4 petits pandas, 2 servals, 2 loups à crinière	Quand vous voulez. Vermifugations systématiques 2 à 4 fois par an selon les espèces.	Oui	Oui	Petit panda : strongles, panthères : ascariis
Zoo de Lyon Guillaume Douay	Oui	14 et peut être plus au cours de l'année en fonction de l'arrivée de nouvelles espèces	Quand il sera nécessaire et pratique pour vous de les recevoir. Les animaux sont vermifugés uniquement si positifs aux coproscopies réalisées régulièrement en interne.	Oui	Oui	Un cas ou deux de strongles depuis 6 ans d'exercice ici.
PARC DU LUNARET/ ZOO DE MONTPELLIER	Oui	15	Nous vermifugeons les animaux environ 2 fois par an, excepté les guépards plus fréquemment	Oui	Oui	Lions d'Asie : ascariis et coccidies, guépards : ascariis, ours : ascariis
Bioparc Doué la Fontaine Dr Rudy WEDLARSKI, Dr Florine WEDLARSKI, Dr Meg-Anne MORICEAU	Oui	9 espèces différentes possibles	Peu importe (vermifugation réalisée ponctuellement après coproscopie, pas de calendrier défini)	Oui	Oui	Panthères, tigres, guépards (ascariis), panda roux (larves non déterminées)
Safari de Peaugres Estelle Woessner	Oui	-	Vermifugation des carnivores faite ce mois-ci	Oui	Oui	Tigres, ours baribal, quelques giardia sur toutes espèces

Zoo de Guyane Dr O. Bongard	Oui	15	Juillet-août	Oui	Oui	Panthera onca, Felis pardalis, Herpailurus yaguarondi, Felis wiedii, Puma concolor, Nasua nasua, Potos flavus, Speothos venaticus
Zoo Fauverie du Mont Faron Dr Esser Corine	Oui	Une dizaine	Juin	Oui	Oui	Ocelot, panthère
T. PETIT ZOO LA PALMYRE	Oui	45	Juin juillet	Oui	Oui	Loups, fennecs, lynx, guépards, lions, onces, ours blancs
Réserve Africaine de Sigean	Oui	5	Juin : vermifugations ponctuelles sauf chez les ours	Oui	Oui	Ascaris régulièrement observés

Parmi les membres de l'AFVPZ, 18 vétérinaires ont accepté de participer à cette enquête en répondant au questionnaire. Parmi les réponses, le nombre de prélèvements était très variable, de quelques-uns à plusieurs dizaines. Les envois des colis ont pu être regroupés en deux périodes : au début de l'été 2016 pour certains, et à la rentrée en septembre 2017 pour d'autres. Une deuxième vague de prélèvements a pu être mise en place lors du printemps 2017 afin de refaire des analyses suite à des résultats « douteux ».

Sur les 18 vétérinaires, 16 réalisent régulièrement des coproscopies sur les Carnivores, et parmi eux, un seul n'a jamais observé de parasites. On explique ce résultat de plusieurs manières : soit les Carnivores ne sont pas parasités, soit la pression d'infestation est trop faible, soit un protocole de vermifugation efficace a été mis en place. Une dernière hypothèse serait que les Carnivores sont parasités mais que l'observation des parasites n'a pas été possible, car l'identification nécessite une méthode spécifique et un peu d'expérience. Dans ce dernier cas un atlas coproscopique aiderait efficacement le praticien débutant.

D) Epidémiologie des différents parcs zoologiques ayant envoyé des prélèvements.

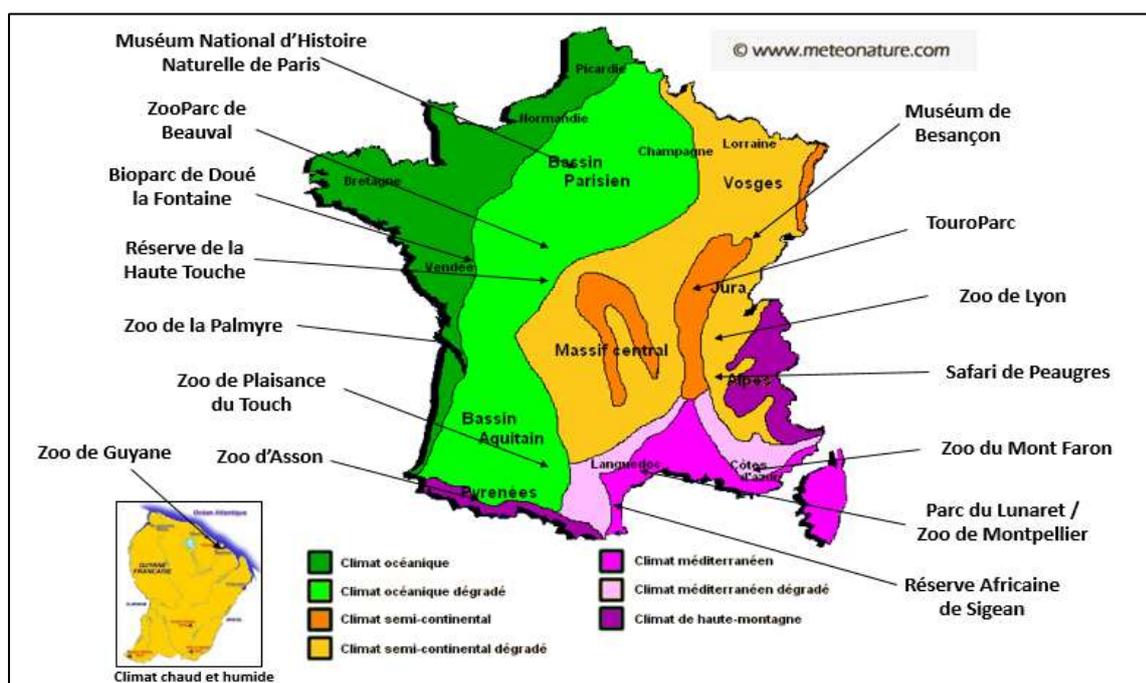


Figure 21 : Zones géographiques où se situent les différents parcs zoologiques ayant envoyé des prélèvements.

Avec cette carte, nous mettons en évidence le fait que la provenance des prélèvements couvre l'ensemble du territoire français, avec une grande disparité des climats entre les différents parcs zoologiques, ce qui est une bonne chose pour la représentativité des prélèvements. Bien sûr, les nombreuses espèces de Carnivores que l'on retrouve proviennent de régions dont les climats sont plus exotiques, et donc nous pouvons penser que certains parasites à cycle hétéroxène (cestodes et trématodes en général) ne pourront pas être observés dans cette étude du fait de l'absence d'hôtes intermédiaires spécifiques. Cependant, il faut garder à l'esprit que ce travail consiste en la réalisation d'un atlas coproscopique destiné principalement aux parcs zoologiques en France.

IV/ RECEPTION DES PRELEVEMENTS

A) Un prélèvement pas toujours facile à collecter.

Nous avons rédigé et envoyé un protocole valable pour tous les parcs afin de standardiser la méthode de recueil et d'envoi des prélèvements à analyser. De ce fait le travail effectué est le plus répétable possible même si les opérateurs sont nombreux. Vous trouverez le protocole en question ci-joint en figure 22.

Réalisation des prélèvements coproscopiques

Merci de votre coopération et de votre implication dans cette thèse qui vise à établir un atlas coproscopique des parasites des carnivores de parcs zoologiques français.

Voici quelques indications pour vous guider dans la réalisation des prélèvements coproscopiques :

- Prendre des selles les plus récentes possibles.
- Prélever un échantillon au milieu des selles (c'est-à-dire le moins en contact possible avec la terre ou l'air).
- Utiliser un pot par espèce.
- Pour une même espèce, prélever des selles du maximum d'individus (inutile d'en prélever beaucoup de chaque individu : un volume de la taille d'une noix suffit)
- Conserver le pot plein au frais avant l'envoi et l'envoyer le plus rapidement possible.
- Merci d'identifier chaque pot avec l'espèce, la date de prélèvement et le nom du parc animalier.

Encore merci pour votre aide !

Rémi

Figure 22 : Consignes apportées aux vétérinaires pour la réalisation des prélèvements coproscopiques

Cette fiche a été rédigée de façon à énoncer les modalités idéales du prélèvement.

Sur les 18 vétérinaires qui ont répondu au questionnaire, 15 ont envoyé des prélèvements, la plupart en juin, les autres en septembre.

La très grande majorité de la récolte des prélèvements était très bien réalisée. Les fèces étaient bien individualisées, sans présence trop importante de litière. Sur chaque pot était annoté l'espèce, le parc zoologique et la date de récolte. Dans certains colis, des blocs réfrigérants ont été placés pour garder les prélèvements au frais le plus longtemps possible.

Une fois reçus au service de parasitologie, les prélèvements étaient placés en chambre froide jusqu'à la réalisation de la coproscopie.

Ils ont été analysés le plus rapidement possible, par deux méthodes de flottation différentes : la première est quantitative, il s'agit de la méthode de Mac Master. Lorsque cette dernière était positive ou que des éléments étaient difficiles à interpréter, une seconde méthode a été utilisée, plus qualitative cette fois. Il s'agit de la méthode de flottation totale au sel, dont le but était principalement la réalisation des clichés photographiques.

B) Comptage parasitaire : Méthode de Mac Master.

1) Intérêt de la méthode de MacMaster.

Il existe de nombreuses méthodes pour observer les œufs de parasites dans les fèces. Cependant, la plupart d'entre elles permettent de déterminer la positivité ou la négativité d'un prélèvement sans pouvoir conclure à une sévérité d'infestation. Dans certains cas, il est important de quantifier, en œufs par gramme, la charge parasitaire pour déterminer le degré d'infestation des animaux et estimer la réussite d'un traitement (dans le cadre par exemple des résistances aux antiparasitaires). Toutes ces techniques de comptage sont basées sur l'observation au microscope d'une quantité de fèces précise diluée dans un volume d'une solution connue. De nombreuses méthodes existent, mais la méthode de MacMaster, développée au laboratoire MacMaster à l'université de Sydney, est utilisée de manière universelle en pratique vétérinaire et dans de nombreuses études (Takeuchi-Storm et al. 2015). Elle est même évoquée par la World Association for the Advancement of Veterinary Parasitology dans l'évaluation des différents traitements anti-parasitaires et la détection des résistances (Coles et al. 1992). C'est donc cette méthode que nous avons choisi ici. Même s'il en existe de très nombreuses dans la littérature (Vadlejch et al. 2011), avec différentes dilutions, différentes lames, cela reste une méthode accessible, facile à réaliser et extrapolable dans tous les pays du monde. En pratique et pour des soucis de commodité, nous avons choisi de compter le nombre d'éléments parasitaires contenus dans 0.30 ml d'une suspension de fèces diluée au 1/15^{ème}. (Cringoli et al. 2004).

2) Matériel nécessaire.

Cette méthode nécessite peu de matériel (Becker et al, 2016). En voici la liste exhaustive :

- Le prélèvement en lui-même correctement identifié
- Le soluté : Une solution de chlorure de sodium sursaturée dont la densité est comprise entre 1.18-1.2 (densité permettant aux œufs de « flotter » tout en laissant les restes de

fèces qui peuvent gêner la lecture au fond). Cette solution est préparée en plaçant dans un récipient suffisamment grand 1 kg de sel et en y ajoutant de l'eau jusqu'à obtention d'un volume de 3 L. Après agitation du mélange, il est possible de vérifier cette densité par la pesée. Il est possible d'utiliser un autre soluté (comme le sulfate de zinc), mais nous avons choisi le sel, qui est plus sensible pour les parasites à cycle direct, les plus représentés en parc zoologique, comme vu précédemment. De plus, cette méthode permet une meilleure qualité lors de la prise de clichés photographiques, indispensable pour la réalisation d'un bon atlas coproscopique.

- Une lame de Mac Master : La lame dont le schéma se trouve ci-dessous, est composée de deux compartiments contigus séparés par une cloison, chacun d'entre eux ayant un volume de 0.15 ml. Le plafond de chaque compartiment est divisé en 6 cellules de 1.7 mm de largeur qui vont permettre le comptage des éléments parasitaires observés.

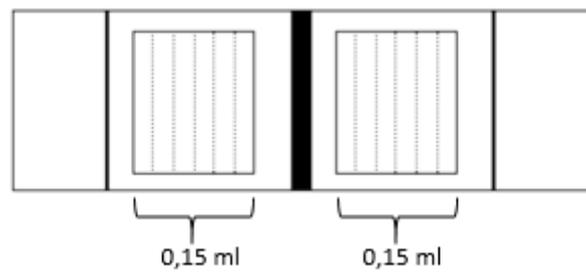


Figure 23 : Schématisation d'une lame de McMaster.

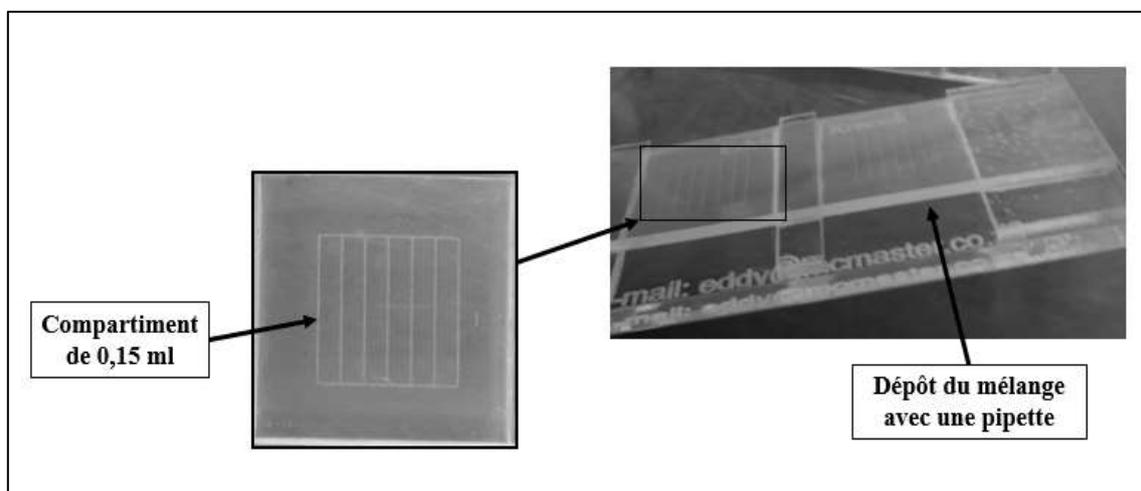


Figure 24 : Photographie d'une lame de MacMaster. (Cliché personnel)

- Deux récipients de 50 ml.
- Une balance électronique.
- Un pilon.
- Un tamis de cuisine.
- Une pipette.
- Un microscope.

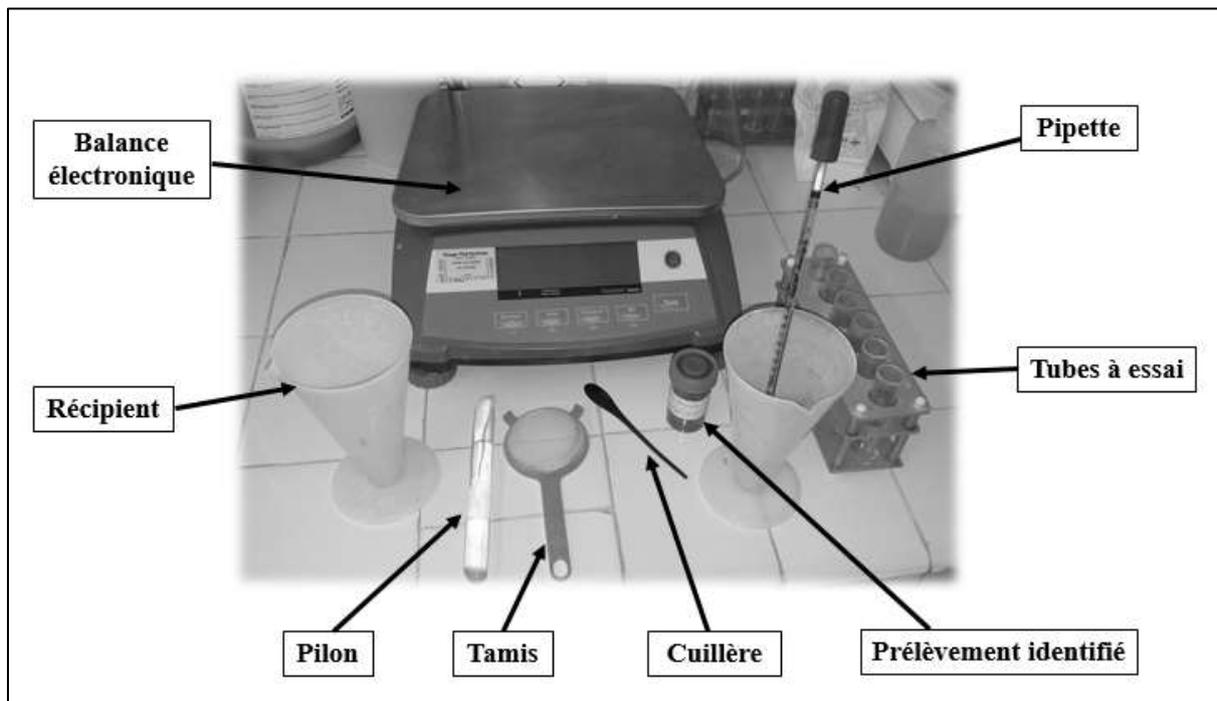


Figure 25 : Principal matériel nécessaire à la réalisation des coproscopies. (Cliché personnel)

3) Protocole de préparation

La méthode de Mac Master présente les étapes suivantes :

1. Homogénéiser le contenu du prélèvement, surtout si celui-ci présente des fèces de plusieurs animaux, afin d'avoir une meilleure représentativité du lot.
2. Prélever 3g de matière fécale à l'aide d'une balance électronique.
3. Ajouter 42 ml du soluté présenté ci-dessus tout en homogénéisant bien à l'aide du pilon.
4. Filtrer le mélange trois fois de suite à l'aide du tamis de cuisine afin d'enlever tout élément macroscopique susceptible de gêner la lecture.
5. Prélever à l'aide d'une pipette afin de remplir les deux compartiments de la lame de Mac Master en s'assurant d'avoir le moins de bulles d'air possible.
6. Attendre 5 minutes que les œufs remontent.
7. Observer la lame au microscope à l'objectif x 10. La mise au point doit se faire sur les contours des cellules de McMaster. (cf photo ci-dessous)
8. Faire défiler l'intérieur de chaque cellule des deux compartiments et compter le nombre total d'éléments parasitaires observés, en les identifiant à l'aide d'une clé de diagnose.

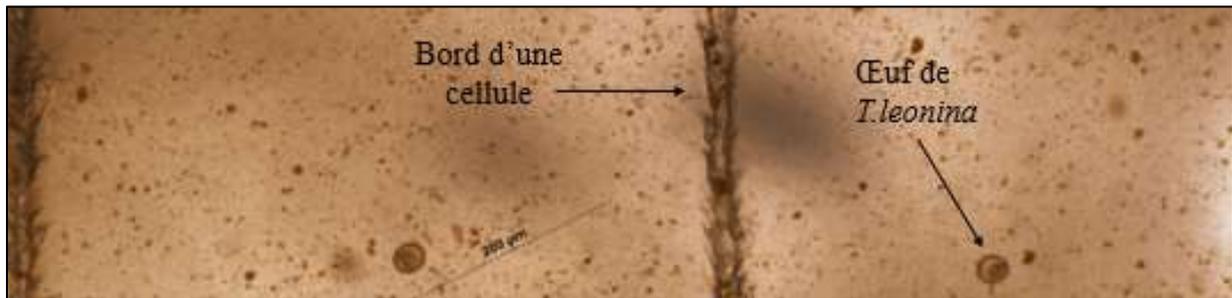


Figure 26 : Œufs de *Toxascaris leonina* chez un guépard de la Réserve Africaine de Sigean, observé au microscope sur une lame de MacMaster (Gr x 4). Cliché personnel.

4) Conversion des résultats en œufs par gramme.

Une fois le résultat obtenu, il faut réaliser une multiplication afin d'extrapoler le résultat à l'échantillon d'origine.

Nous avons 3 g de fèces dans une solution de 45 ml. La solution est donc diluée au quinzième. Or, chaque compartiment comprend 0.15 ml de cette solution, donc l'observation se fait sur les deux compartiments soit 0.3 ml, soit 0.02g de fèces. Pour retrouver une échelle d'œufs par gramme, il est donc nécessaire de multiplier le résultat du nombre d'éléments parasitaires observés par 50.

BILAN :

<p>Nombre total d'éléments parasitaires observés sur les deux compartiments x 50</p> <p>=</p> <p>Nombre d'OPG dans le prélèvement</p>

NB: Ce résultat est à réaliser pour chaque espèce parasite observée.

C) Prise de clichés photographiques : Méthode par flottation totale.

La méthode de flottation totale est une technique fréquemment réalisée par les vétérinaires praticiens. Cette fois-ci, l'objectif n'est pas de compter le nombre d'œufs de parasites, mais d'observer et d'identifier plus facilement, à de plus gros grossissements les éléments parasitaires.

1) Matériel nécessaire

Le matériel est le même que celui utilisé pour la méthode de Mac Master, avec en plus :

- Un tube à essai.
- Une lame porte-objet à la place de la lame de Mac Master.
- Une lamelle.

2) Protocole de préparation

Le protocole de préparation du mélange homogène final est le même que pour la méthode de Mac Master : même quantité de fèces, même soluté.

NB : A noter que pour gagner du temps, il est possible d'utiliser le mélange initial des fèces avec le soluté pour les deux méthodes en même temps.

1. Une fois le mélange obtenu, remplir avec celui-ci un tube à essai jusqu'à formation d'un ménisque convexe. Eliminer au mieux les bulles d'air à la surface si besoin.
2. Recouvrir le ménisque d'une lamelle.
3. Attendre 15-20 minutes pour que l'ascension des œufs se fasse correctement.
4. Retirer la lamelle où les œufs se sont accumulés et la placer sur la lame porte-objet.
5. Observer au microscope cette fois-ci à plus gros grossissement x10, x40. La mise au point doit s'effectuer sur les bulles d'air que l'on peut observer.

3) Prise de clichés photographiques.

Grâce à cette méthode, nous avons pu observer des œufs de parasites au grossissement x 400 (microscope *Nikon Eclipse 80i*®), ce qui a permis de prendre des clichés photographiques à l'aide d'un matériel spécifique (*Appareil photo Nikon Digital Sight DS-U1*®).

Voici différents clichés montrant ce que l'on peut observer au microscope à l'aide de cette méthode. Il est indispensable de réaliser une mise au point correcte pour ne pas passer à côté d'un échantillon positif.

Les deux photos ci-dessous (figure 27 et 28) montrent une même zone observée à différentes mises au point : la première, en haut, a une mise au point sur les bulles d'air (que l'on voit en haut à gauche). C'est sur cette photo qu'il est possible d'observer l'œuf de strongle. Sur la deuxième photo par contre, c'est la même zone observée au microscope, au même grossissement, mais cette fois la mise au point a été réalisée sur des éléments présents en grande quantité. On ne voit alors plus d'élément parasitaire.

Ce problème de mauvaise mise au point est une des principales erreurs à l'origine de coproscopies faussement négatives.



Figure 27 : Photographie d'un œuf de strongle chez un ours blanc du zoo de la Palmyre avec une bonne mise au point. (Gr x 40). Cliché personnel.

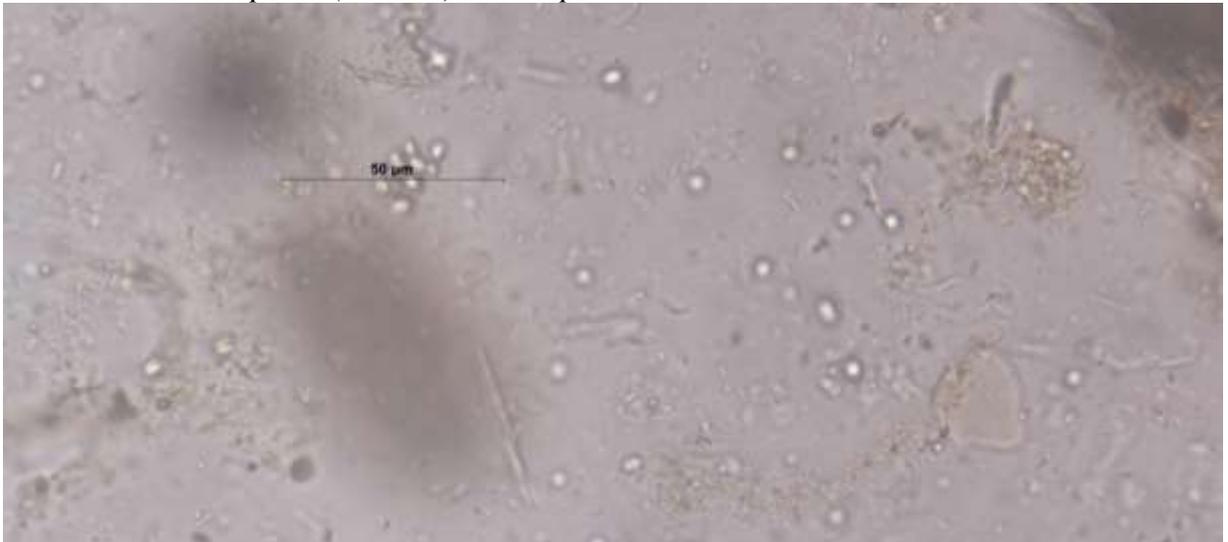


Figure 28 : Photographie de la même zone mais avec une mise au point différente. L'œuf de strongle a disparu. (Gr x 40). Cliché personnel.

NB : Il est nécessaire d'observer rapidement les lames (dans les 30min) car le soluté utilisé de chlorure de sodium a tendance à cristalliser rapidement, ce qui peut altérer la qualité lors d'une lecture tardive. La conservation de ces lames a donc été impossible.

2^{ème} PARTIE : REALISATION DE L'« ATLAS
COPROSCOPIQUE DES CARNIVORES DE PARCS
ZOOLOGIQUES FRANCAIS»

I/ L'ATLAS, UNE AIDE POUR LES VETERINAIRES DE PARCS ZOOLOGIQUES FRANÇAIS.

A) Eléments de diagnose pour la reconnaissance des différents œufs.

Pour identifier une espèce de parasite, il est important de savoir décrire un œuf : ses dimensions, sa forme, sa coque (épaisse, mince, lisse, rugueuse), sa couleur, son aspect, son contenu. Le schéma ci-dessous (figure 29) présente les quelques caractéristiques des œufs à connaître.

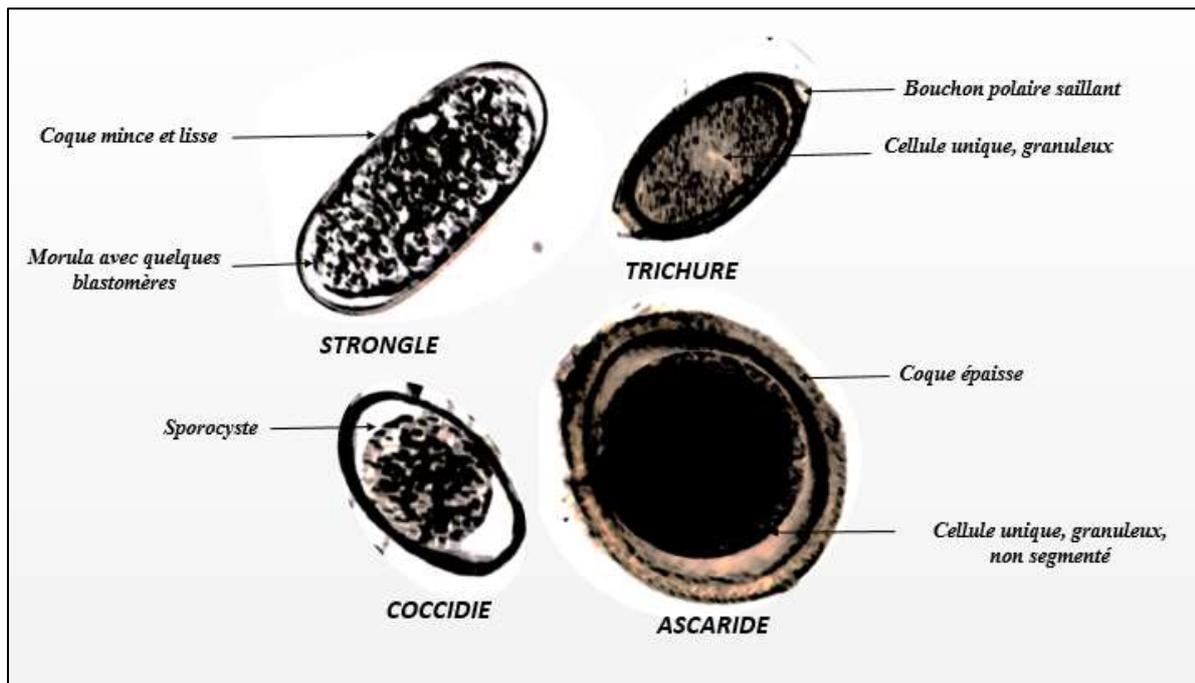


Figure 29 : Schéma légendé de différents œufs de parasite.

Ensuite, dans le cadre de cette thèse, nous avons décidé de baser notre lecture et notre identification sur l'échelle de diagnose suivante (figure30) :

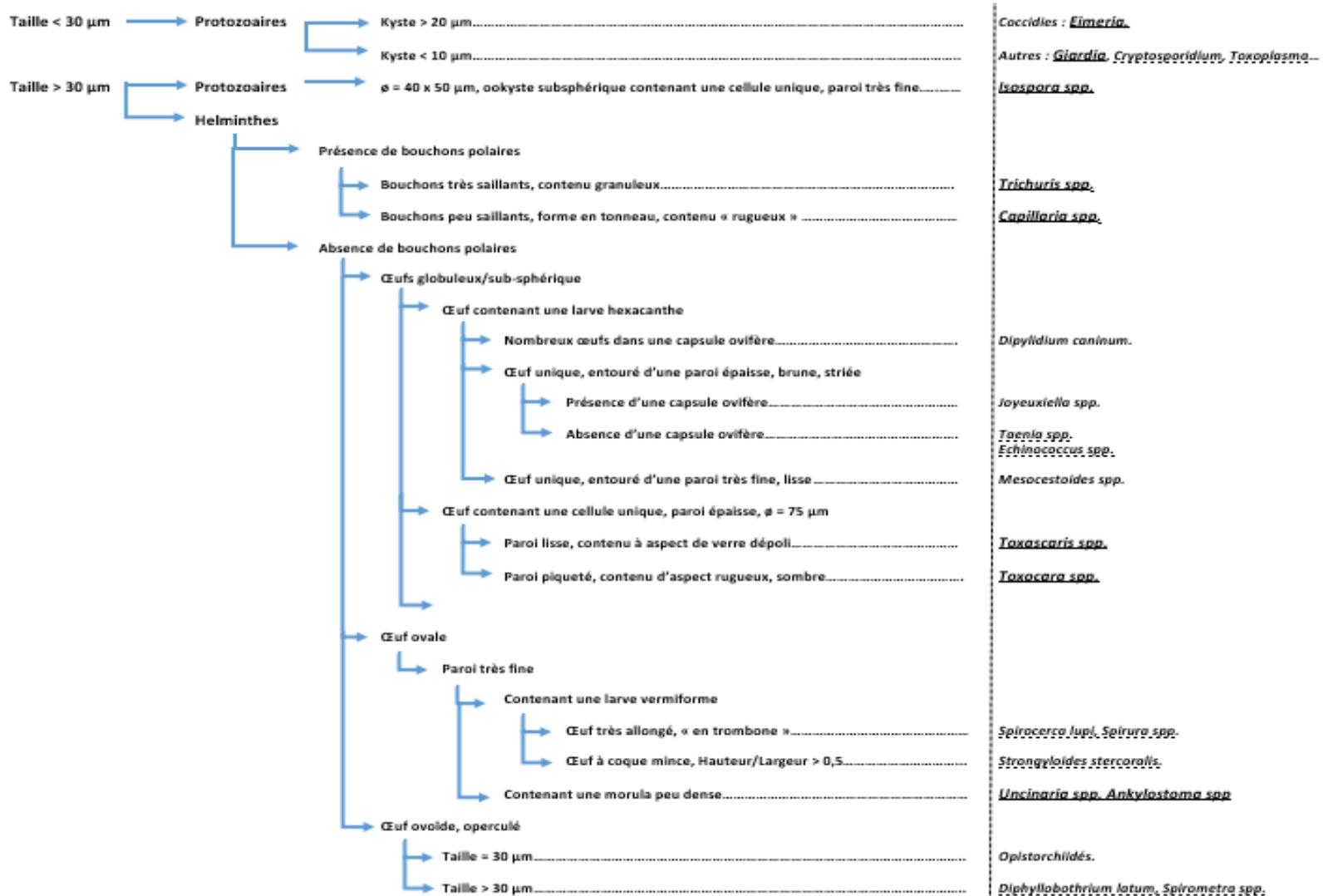


Figure 30 : Clé de diagnose pour l'identification des œufs de parasite chez les Carnivores. (Bathiard, 2002)

B) Quelques conseils pour l'observation des œufs de parasites.

Lors de l'observation de matières fécales au microscope, le plus difficile est de s'assurer que ce que l'on voit est bien un œuf de parasite. En effet, la partie I/C) a déjà présenté quelques artéfacts, mais il en existe bien d'autres. Voici quelques conseils qui permettent de ne pas se tromper.

1) Savoir apprécier l'aspect général.

Tout d'abord, la première chose concerne la structure générale de l'élément observé. La paroi externe doit être lisse, et le contenu doit être relativement individualisable.

Sur la photo ci-dessous en figure 30, à gauche, nous avons un élément qui ressemble à l'ookyste de coccidie de la photo de droite. Mais la structure interne est très hétérogène et la paroi n'est pas lisse. C'est donc un artéfact.

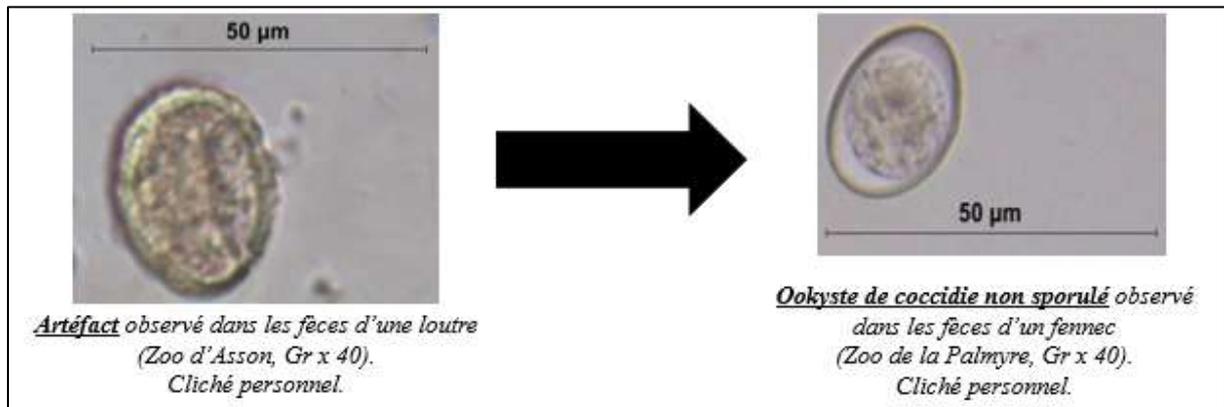


Figure 31 : Différenciation de deux éléments observés à la coproscopie : un artéfact à gauche et un ookyste de coccidie à droite

Ensuite, il est possible d'observer des œufs de la même espèce parasite mais à des stades évolutifs différents. C'est le cas sur les photos ci-dessous (figure 31, 32 et 33) qui montrent des œufs de *Toxascaris leonina* et de *Toxocara canis* à différents stades de divisions.

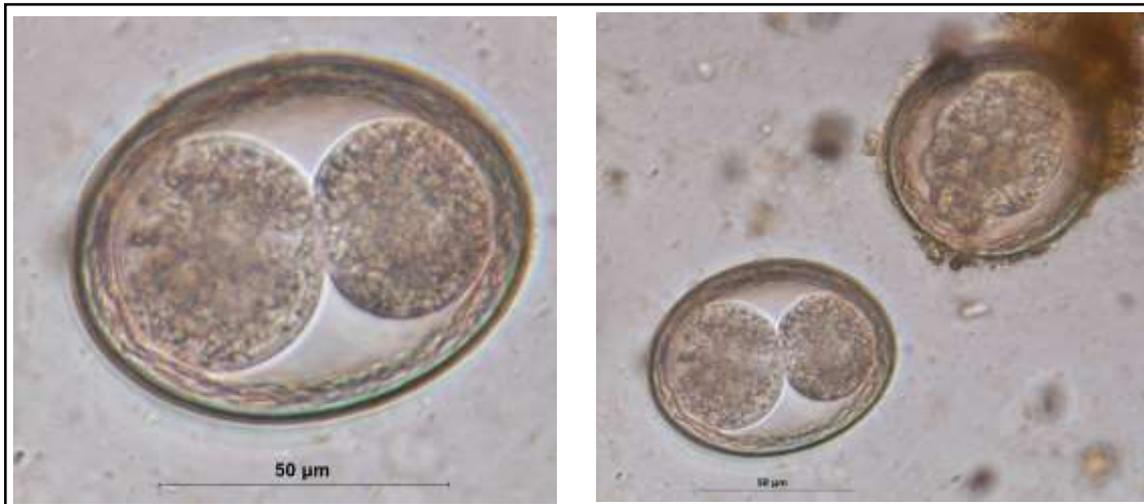


Figure 32 : Œufs de *Toxascaris leonina* chez un lion (Zoo de Plaisance du Touch, Gr x 40). Cliché personnel.

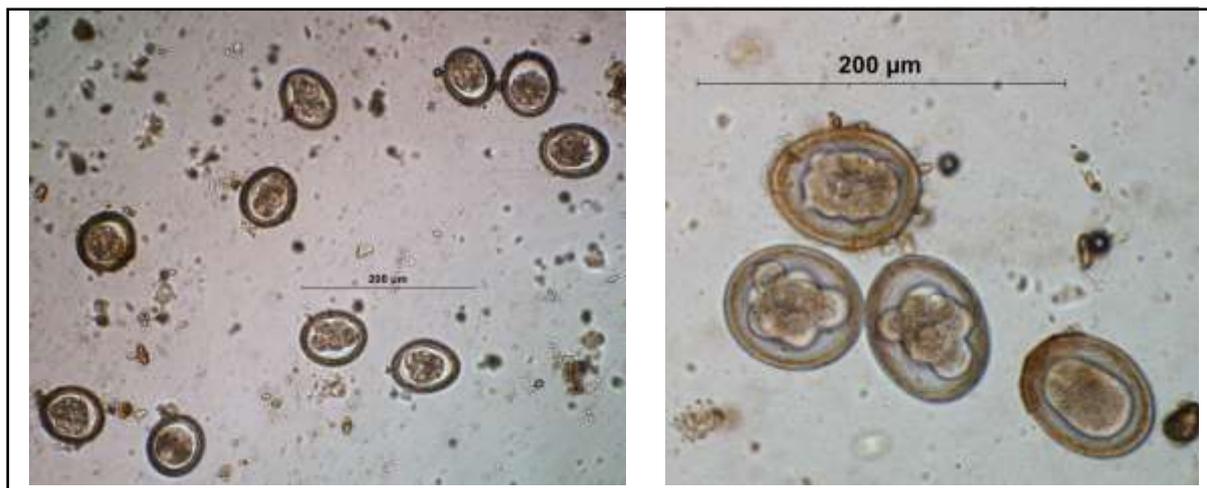


Figure 33 : Œufs de *Toxascaris leonina* en cours d'embryonnement chez un lion (Zoo de Plaisance du Touch, Gr x 10). Cliché personnel.



Figure 34 : Œuf de *Toxocara canis* en cours d'embryonnement chez un fennec (Zoo de la Palmyre, GR x 40). Cliché personnel.

Enfin, lorsque les prélèvements attendent quelque temps au réfrigérateur, les œufs peuvent devenir larvés. C'est le cas sur les photos ci-dessous (figure 34 et 35). Il est donc important de connaître ces différents stades et de savoir que c'est un élément parasite et non un artéfact.

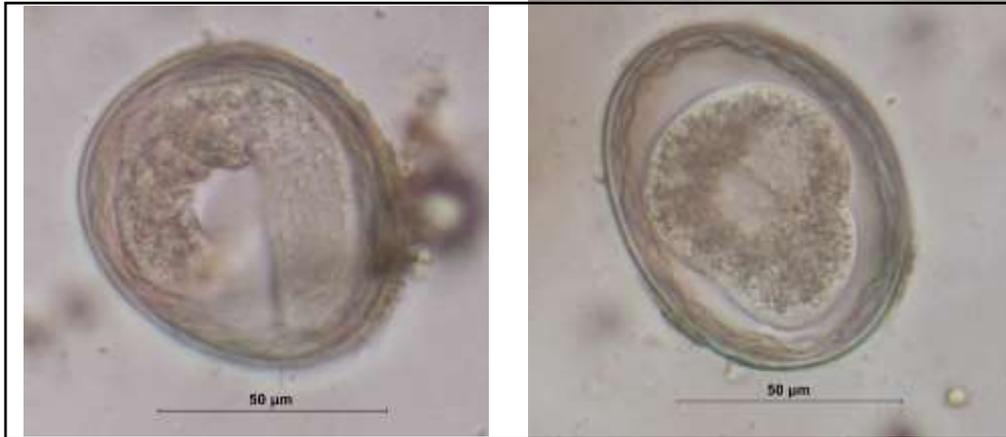


Figure 35 : Œuf larvé de *Toxascaris leonina* chez un guépard (Zoo de la Palmyre, Gr x 40). Cliché personnel.



Figure 36 : Œuf larvé d'*Ankylostoma* spp chez un petit panda (Zoo d'Asson, Gr x 40). Cliché personnel.

2) Savoir apprécier la taille.

Le deuxième critère qui permet de différencier un artéfact d'un élément parasite est la taille. Il est souvent très difficile de l'estimer au microscope et nécessite souvent une certaine habitude de la part de l'opérateur. Dans cette étude, la prise de clichés photographiques nous a permis d'afficher la taille correspondante aux différents œufs. Il existe des dispositifs de mesure à placer sur les objectifs des microscopes (micromètres) pouvant s'avérer utiles lors de la diagnose de certains éléments.

Sur les photos ci-dessous par exemple (figure 36), nous pouvons observer un élément à gauche dont les caractéristiques structurales ressemblent à un œuf de *Toxocara cati*.

Cependant, en comparant à un véritable œuf de *T.cati* (photo de droite), on constate que cet élément est trop petit. Il s'agit donc un artéfact.

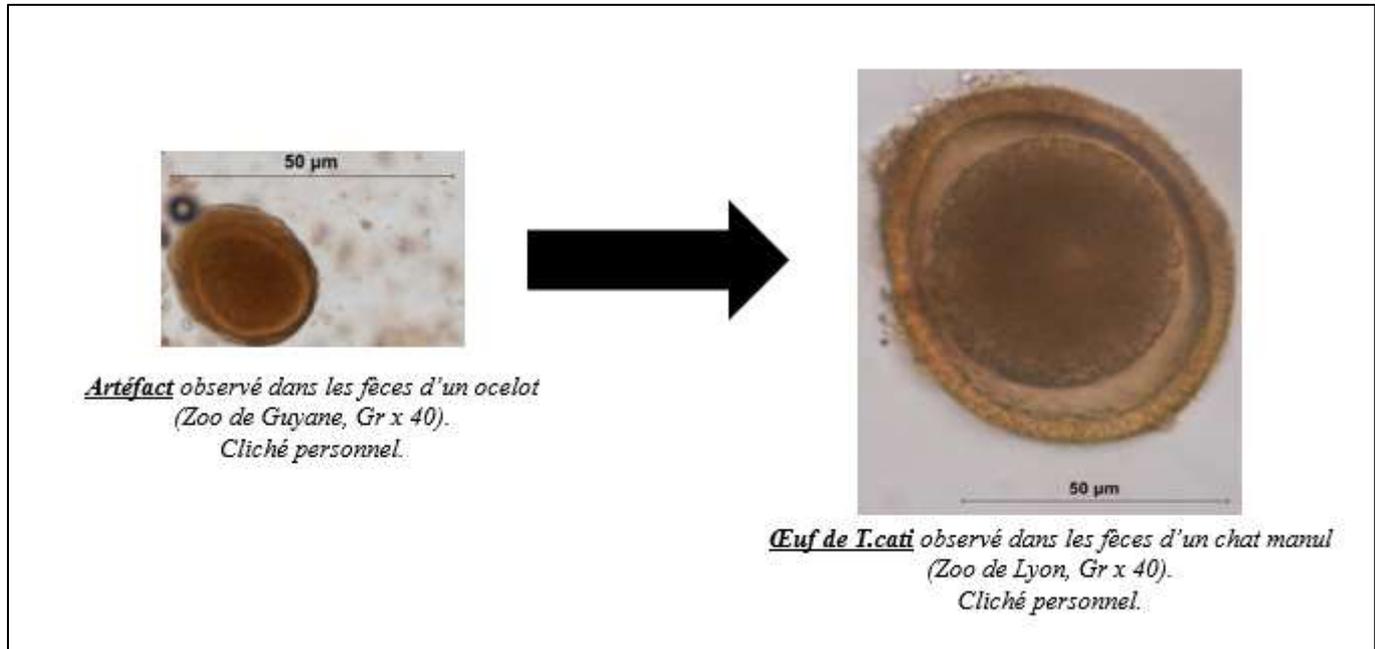


Figure 37 : Différenciation de deux éléments observés à la coproscopie : un artéfact à gauche et un œuf de *Toxocara cati* à droite.

NB : Pour information, nous avons réalisé un cliché photographique (figure 37) comprenant des ookystes d'*Isospora* spp à côté d'un œuf de *Toxocara canis*, pour pouvoir apprécier des différences de taille entre Helminthes et Protozoaires.

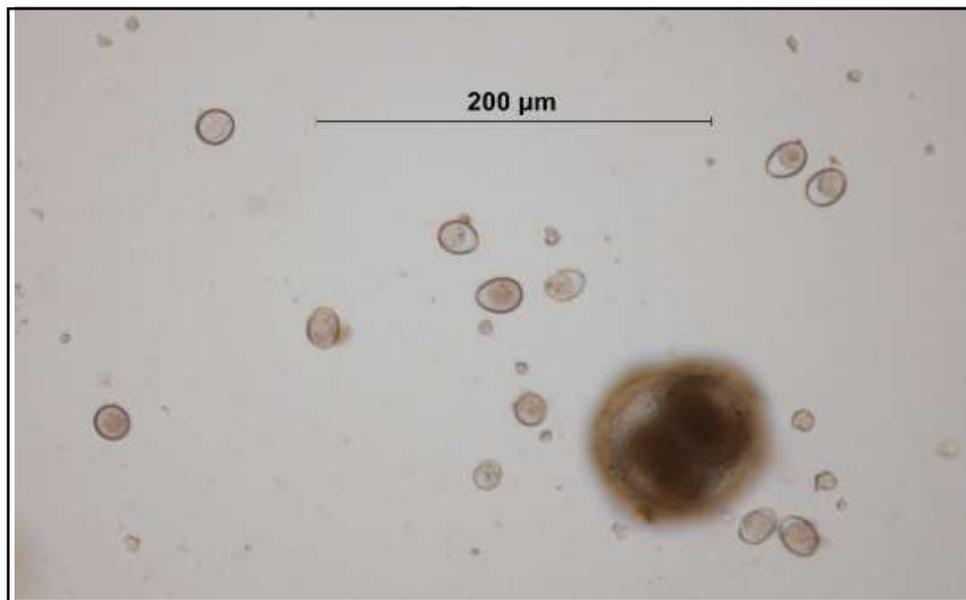


Figure 38 : Ookystes d'*Isospora* et œuf de *Toxocara canis* chez un fennec à la même échelle (Zoo de la Palmyre, Gr x 40). Cliché personnel.

3) Savoir apprécier la couleur.

Enfin, un dernier critère qui peut facilement aider un opérateur dans l'identification d'un élément parasitaire est la couleur. Sur la photo ci-dessous (figure 38), à gauche, nous avons un élément dont la paroi est lisse, le contenu est individualisable, et la taille est équivalente à celle d'un œuf de *Toxocara cati* (photo de droite). C'est la couleur qui nous a permis de dire que c'était un artéfact, probablement un grain de pollen.



Figure 39 : Différenciation de deux éléments observés à la coproscopie : un artéfact à gauche et un œuf de *Toxocara cati* à droite.

II/ RESULTATS DES COPROSCOPIES DES PARCS ZOOLOGIQUES FRANÇAIS

A) Bilan parasitaire par parcs zoologiques français

1) Aspect qualitatif des coproscopies

Sur 18 zoos ayant répondu dans le questionnaire vouloir participer à cette thèse, 15 ont pu nous envoyer des prélèvements. Pour seulement 3 d'entre eux, nous avons conclu que l'ensemble de leurs coproscopies étaient négatives. Les différents résultats sont présentés en annexes 1 et 2.

La moyenne générale de prévalence des parcs zoologiques français a été de 20 % [0 – 50 %] par rapport à la moyenne de 56 % [14 - 89 %] des parcs zoologiques des études présentées en I/A). Nous essayerons de trouver les raisons qui expliqueraient cette moindre prévalence dans la partie suivante.

Les Nématodes à cycle direct ont été les seuls helminthes observés dans cette thèse, présents dans 80 % (12/15) des parcs français, avec majoritairement *Toxascaris leonina* dans 53 % (8/15) des parcs, et *Ankylostoma spp* dans 40 % (6/15) des parcs. Nous avons pu observer moins fréquemment des œufs de *Trichuris vulpis* et de *Toxocara spp.* avec respectivement une prévalence de 27 % (4/15) et de 13 % (2/15).

Des œufs de Cestodes et Trématodes n'ont pas été observés chez ces Carnivores, étant donné que leur cycle hétéroxène nécessite des hôtes intermédiaires spécifiques, vraisemblablement absents sur notre territoire. D'autres raisons seront discutées dans les parties suivantes.

Concernant les Protozoaires, des coccidies de type *Isospora spp* ou *Hammondia/Toxoplasma gondii* ont pu être observées (nous ne pouvons être certains de l'identification exacte de l'espèce par coproscopie) avec une prévalence de 27 % (4/15) dans les parcs. Aucun kyste de *Giardia duodenalis* n'a pu être mis en évidence, ceci s'expliquant certainement par leur faible résistance dans les prélèvements après envoi et une faible sensibilité de la méthode d'observation avec la solution saline utilisée.

2) Aspect quantitatif des coproscopies

L'observation des coproscopies à la lame de MacMaster a bien permis de quantifier l'infestation parasitaire des animaux.

Le plus souvent, le traitement des Carnivores domestique est mis en place en fonction de la présence ou non des parasites à la coproscopie sans s'occuper de l'aspect quantitatif et aucun article ne traite dans la littérature d'un seuil à partir duquel il faut traiter les animaux.

Avec un traitement antiparasitaire adéquat, il sera possible de débarrasser momentanément les animaux de leur parasite, mais étant donné la grande résistance de certains œufs de parasites dans l'environnement, ces animaux vont se recontaminer régulièrement. C'est pourquoi, dans un contexte de parc zoologique où le budget est restreint et où les animaux sont surveillés, une étude de suivi quantitative de l'infection pourrait permettre de savoir si le traitement est nécessaire et doit être appliqué.

Nous avons pu voir dans cette étude de nombreuses variabilités d'excrétion (de moins de 50 opg jusqu'à 6700 opg), ce qui doit encourager les vétérinaires de parc zoologique à établir un seuil de traitement en reliant excrétion parasitaire et symptômes cliniques associés, ce qui n'a pas pu être réalisé dans cette étude.

B) Interprétation des résultats par espèces de Carnivores.

Concernant la répartition des différentes familles, les Félidés ont été les plus représentés avec 67 prélèvements, suivis de la famille des Canidés (21) et des Ursidés (15). En moins grand nombre, nous avons reçu des prélèvements de la famille des Procyonidés (10) avec deux de leurs représentants, le coati et le raton laveur, des prélèvements de la famille des Herpestidés (8) avec des mangoustes et des suricates et enfin de la famille des Ailuridés (7) avec pour seule espèce le panda roux. Nous n'avons reçu que peu de prélèvements d'autres

familles étant donné leur faible nombre dans les parcs zoologiques. Les résultats négatifs ne nous ont pas permis d'étudier le parasitisme de toutes les espèces de Carnivores.

Sont présentés en annexe 6 des tableaux non exhaustifs concernant des espèces de parasites déjà observées chez différentes familles de Carnivores, afin d'orienter l'interprétation du vétérinaire lors de l'observation des coproscopies.

1) Chez les Félidés

La prévalence globale des éléments parasitaires observés chez les Félidés dans cette étude a été de 24 % (16/67)

En ce qui concerne les œufs d'helminthes, les œufs d'ascarides (*Toxocara spp* et *Toxascaris spp.*) sont les plus fréquents chez les félins en captivité. Ces parasites sont très difficiles à éliminer une fois installés dans un enclos. Nous avons pu observer des œufs de *Toxascaris leonina* chez 5 espèces, en particulier les gros félins (lion, guépard, jaguar, panthère, lynx), mais également des œufs de *Toxocara cati* et de strongles digestifs de type *Ankylostoma* ou *Uncinaria*. En effet, la distinction entre les deux derniers genres est impossible en coproscopie, mais il est probable qu'il s'agisse d'*Ankylostoma tubaeforme*, fréquent chez les félins. (Patton et al, 1986 et Artois et al, 1996)

Parmi les protozoaires les plus représentés dans la littérature chez les Félidés en terme de prévalence, on retrouve les coccidies (*Isospora spp.*) que nous avons pu mettre en évidence chez un lion du zoo de Plaisance du Touch et les giardias (*Giardia spp.*), non observées dans cette étude, mais qui peuvent être à l'origine d'entérites sévères, surtout chez le jeune. (Fowler et al, 2014)

2) Chez les Canidés

C'est la famille qui semble être la plus parasitée des parcs zoologiques, avec une prévalence des éléments parasitaires de 43 % (9/21) dans cette étude. Tous les parasites connus chez le chien domestique se retrouvent chez les Canidés sauvages. (D'après Fowler et al, 2014, Morgan et al, 2008 et Artois et al, 1996).

Dans cette étude, il a été possible d'observer des œufs de *Trichuris vulpis* chez plusieurs loups de plusieurs parcs zoologiques, ainsi que des œufs d'*Ankylostoma caninum* (ou *Uncinaria stenocephala*), et des ookystes de coccidies chez des lycaons et des fennecs. Ces parasites sont responsables de troubles cliniques chez les jeunes, mais rarement chez les adultes, sauf en cas d'infestation massive.

Même si nous n'avons pas pu les mettre en évidence, les Canidés sauvages jouent le rôle de réservoirs de deux cestodes (*Dipylidium caninum* et *Echinococcus spp*), importants en parc zoologique car ce sont des parasites qui présentent un risque zoonotique pour l'homme mais également pour les autres espèces mammifères (Fowler et al, 2003).

3) Chez les Ursidés

Il existe une grande variété de parasites chez les Ursidés. Les infections par les nématodes gastro-intestinaux sont très fréquentes chez ces espèces, particulièrement *Baylisascaris transfuga* à l'origine de diarrhée et d'anorexie, non observé dans cette étude, du fait du manque de prélèvement. (Fowler et al, 2014)

Cependant, il a été possible de mettre en évidence dans cette étude une infestation par *Trichuris vulpis* chez un ours à lunette et par un nématode de type strongle digestif chez un ours blanc au zoo de la Palmyre.

4) Chez les Mustélidés

Un parasite de type strongle digestif a pu être mis en évidence dans un prélèvement de loutre d'Asie mais la diagnose a été non conclusive. C'était le seul prélèvement positif sur les 5 reçus, ce qui est peu pour donner une bonne représentativité de l'infestation de ces espèces en parc zoologique.

Cependant, tous les mustélidés captifs semblent sensibles aux mêmes parasites que le furet, espèce domestique (Bidanel, 2015). Ces parasites sont recensés dans un des tableaux de l'annexe 6. (Kimber et al, 2000)

5) Chez les Hyénidés

Nous n'avons reçu que 3 prélèvements de hyènes tachetées, et ils étaient tous négatifs. Nous n'avons donc pas pu mettre en évidence de parasites spécifiques aux Hyénidés et la littérature est très pauvre à ce sujet.

Vous trouverez cependant pour information en annexe 6 un tableau présentant différents parasites qui ont déjà été observés chez des individus de cette famille de Carnivore. (Fowler et al, 2014)

6) Chez les autres familles : Ailuridés, Herpestidés, Procyonidés, Viverridés...

Malgré le peu de prélèvements reçus concernant ces espèces, il a été possible d'observer plusieurs strongles digestifs, du genre *Ankylostoma spp* ou *Uncinaria spp* chez un coati, un panda roux et une mangouste jaune

Il existe chez les rats laveurs un parasite que l'on retrouve très fréquemment en coproscopies dans la littérature mais qui n'a pas pu être observé ici ; il s'agit de *Baylisascaris procyonis*, dont le cycle, l'aspect et la pathogénie ressemblent au genre *Toxocara spp*. (D'après Bauer et al, 1995, Chandler, 1942 et Harkema et al, 1964)

D'autres parasites ont pu être mis en évidence dans la littérature chez ces différentes familles, dont une partie est présentée en annexe 6. (D'après Casanova et al, 2000, Hamir et al, 2001, Juan-Sallés et al, 1997, Patterson-Kane et al, 2009 et Shresta et al, 2015).

En conclusion, cette partie présente les différents résultats des coproscopies par famille de carnivore en lien avec la littérature afin d'indiquer quelles sont les parasites qu'il est possible d'observer, fréquemment ou non, lors des coproscopies chez les Carnivores. Ceci a pour but de donner une indication au vétérinaire lors de l'analyse des matières fécales, en recherchant en premier lieu des espèces plus fréquentes, telles que les parasites à cycle direct.

III/ LIMITES ET DISCUSSIONS DES RESULTATS DE CET ATLAS COPROSCOPIQUE

La bonne collaboration des équipes soignantes des parcs zoologiques nous a permis d'obtenir un nombre conséquent de prélèvements (140). Cependant, comparé aux études trouvées dans la littérature, où la prévalence du parasitisme dans quelques zoos du monde était en moyenne de 56 % (cf I/A), nous pouvons remarquer d'après nos analyses coproscopiques, que cette prévalence n'est que de 20 % (cf annexe 1) dans les parcs zoologiques français. Plusieurs raisons pourraient expliquer une telle différence de résultat.

A) Une vermifugation régulière des Carnivores en parc zoologique français.

Une première hypothèse consisterait à penser que les Carnivores en France sont peu infestés. En effet, par exemple, pour des raisons de sécurité, dans de nombreux parcs, les félins sont rentrés chaque soir, ce qui permet un meilleur nettoyage des enclos. La contamination du milieu extérieur en est donc diminuée, ce qui limite la réinfestation pour les parasites à cycle direct.

Une deuxième hypothèse qui pourrait expliquer cette moindre prévalence du parasitisme est que les Carnivores font partie des animaux les plus surveillés des zoos. Ils font partie des animaux les plus appréciés du public et de ce fait, ils doivent avoir paraître en bonne forme. C'est pourquoi un protocole de vermifugation sans réelle identification du parasite est souvent correctement mis en place pour ces animaux.

Nous avons essayé de recevoir la plupart des colis le plus longtemps possible après la dernière vermifugation mais, sachant que nous ne connaissions pas les dates de traitement, il est possible que des animaux aient été vermifugés quelques mois avant l'envoi des prélèvements, car il était plus pratique pour les zoos de n'envoyer qu'un seul colis, à une date donnée.

B) Une excrétion parasitaire dépendante du climat et du stade physiologique.

L'examen des selles permet l'observation des éléments parasitaires uniquement lors de la période patente. Or, celle-ci dépend des conditions environnementales, de l'espèce parasite, de son cycle... Il existe donc des faux négatifs. C'est pourquoi, lors de forte suspicion clinique, il est conseillé de réaliser plusieurs coproscopies à des intervalles de temps plus ou moins longs.

Plusieurs études ont montré que la prévalence de l'excrétion parasitaire dépend à la fois de l'heure de la journée et de l'époque de l'année. Par exemple, dans une étude en

Turquie (Gurler et al, 2010), la prévalence du parasitisme lors des observations était de 42.9 % en automne et de 6,7% au printemps.. Or, dans notre cas, les fèces ont été prélevées à un instant donné, principalement en période estivale et non sur une période de plusieurs mois.

Tableau 5 : Prévalence du parasitisme du parc zoologique de Samson en Turquie (Gurler et al, 2010)

Saison	Printemps	Eté	Automne	Hiver
Pourcentage d'animaux parasités	6,7 %	0 %	42,9 %	14,3 %

Un autre critère correspond au stade physiologique de l'animal. Un état de stress, comme une mise-bas, serait à l'origine d'une excrétion plus massive des œufs dans les matières fécales due à une baisse d'immunité de l'hôte. Ces différents critères n'ont pas été pris en compte ici mais une étude complémentaire du parasitisme serait intéressante à mettre en place en regard de la gestion de l'environnement, de l'hygiène, des enclos...

C) Une qualité des prélèvements altérée par le transport.

La plupart des prélèvements ont été envoyé en début d'été. Les températures sans être excessives ont été relativement élevées. Or le transport des colis même envoyés en colissimo ont mis un certain temps à arriver au laboratoire de parasitologie. Ce temps important passé à des températures élevées peut être à l'origine d'une altération des prélèvements, empêchant l'identification des éléments parasitaires observés (cas d'une larve non identifiable chez une loutre).

Pour que l'étude soit la plus fiable possible, il faut que les fèces soient les plus fraîches possibles, elles doivent être ensuite placées rapidement dans un réfrigérateur (4 à 6°C). A cette température, elles peuvent être conservées pendant environ une semaine avant d'être analysées.

Il est également possible de stopper l'évolution des parasites en plaçant ce que l'on a prélevé dans un pot rempli d'eau. Mais ceci n'a pas été réalisé dans cette étude car l'interprétation quantitative n'est alors plus possible.

D) Une méthode d'analyse simple, facilement répétable mais pas toujours adaptée.

1) La méthode de MacMaster moins sensible que la méthode de sédimentation.

Pour des soucis de commodité, nous n'avons utilisé qu'une seule technique dans cette étude car elle était plus facilement réalisable en pratique, la méthode de MacMaster par flottation au sel. D'après une étude (Becker et al. 2016), cette méthode ne semble être sensible à 100 % qu'à partir de 500 œufs par gramme, contre 80 œufs par gramme par la méthode de

flottation totale. De plus, les kystes de *Giardia* ne peuvent pas être observés avec la méthode de MacMaster car ils sont trop petits. Ces résultats pourraient expliquer que des animaux parasités faiblement excréteurs soient négatifs à la coproscopie.

De plus, la sensibilité dépend également de l'espèce recherchée. Il existe de nombreuses autres méthodes de coproscopie (méthode de Baermann pour les strongles respiratoires, méthode de Stoll concernant les trématodes), que nous n'avons pas utilisées dans ce travail car nous voulions standardiser une seule méthode, la plus adaptée pour dépister des parasites à cycle direct en parc zoologique (Deguilhem, 2015).

2) Un soluté pratique, bon marché, mais pas optimal selon l'espèce parasitaire recherchée.

Nous avons décidé dans cette étude d'utiliser un soluté à base de sel dont les qualités sont nombreuses : il est facile à obtenir, peu coûteux, et permet de bien mettre en évidence des œufs de parasites à cycle direct (les plus représentés en parc zoologique), avec une bonne qualité des clichés photographiques.

La densité de la solution saline n'est que de 1,20 et ce n'est pas toujours suffisant pour mettre en évidence certains œufs, comme les œufs de capillaires et de trichures qui ont une densité de 1,15, ou les œufs de trématodes, beaucoup plus denses encore. Voici un graphe présentant la densité des principaux œufs que l'on a pu observer selon leur densité (d'après David, Lindquist 1982)

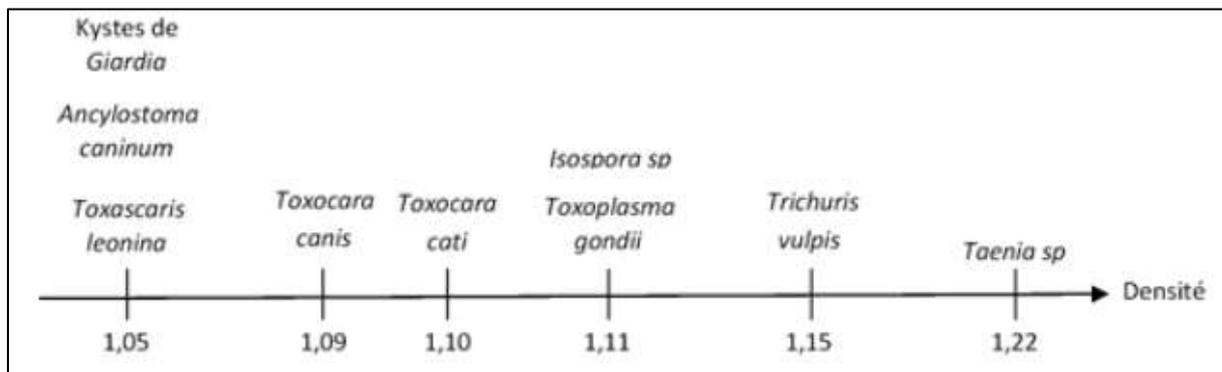


Figure 40 : Echelle de densité des différents œufs de parasite principalement observé en parc zoologique.

De nombreux autres solutés existent, plus denses, permettant de mettre en évidence ces œufs, mais qui présentent quelques défauts (Euzéby 1981), (Sloss M.W. et al 1994), (Hendrix C.M. 1998). En voici quelques-uns à titre d'exemple :

- Le nitrate de sodium ($d = 1,22$), très efficace pour les nématodes, mais déforment très rapidement les œufs.

- Le sulfate de Magnésium à 35 % (d = 1,28), la plus adaptée pour observer les trichures, mais qui cristallise très rapidement.
- Le sulfate de Zinc à 33 % (d = 1,18), permet une très bonne observation des kystes de *Giardia* mais entraîne une remontée importante des débris, gênant la réalisation des photographies.
- Le sulfate de Zinc modifiée et le iodo-mercure de potassium (d = 1,44) dont la densité permet d'observer les œufs de trématodes. Mais le premier entraîne une remontée des débris, et le deuxième est polluant et corrosif.

Les différents solutés présentés ci-dessus présentent des avantages concernant certaines espèces de parasites et auraient augmenté la sensibilité de cette étude s'ils avaient été utilisés en complément. Mais pour une meilleure représentativité de ce qui se passe sur le terrain, nous avons choisi la solution de chlorure de sodium, nous permettant de réaliser une meilleure qualité de clichés photographiques, sans trop de débris et sans déformer les œufs. Ce soluté était donc le plus pratique à mettre en place, le plus économique et le moins polluant.

E) Des résultats entre zoos non comparables

Enfin, il est difficile de comparer des résultats sur la prévalence du parasitisme entre les différents parcs zoologiques, que ce soit en France mais aussi dans les autres pays du monde (Chowdhury et al, 2001). Les conditions de logement des animaux ne sont pas les mêmes : les enclos vont être plus ou moins grands, ce qui peut influencer sur la rapidité de réinfestation des animaux pour les parasites à cycle direct. La présence d'herbe dans les enclos améliore l'image du bien-être des animaux mais empêche un nettoyage et une désinfection optimale nécessaire à l'élimination des parasites dans le milieu. Les différences de climat ont également un impact dans la rapidité de l'évolution des œufs en larve infestante, ce qui peut augmenter ou non l'infestation parasitaire des animaux. Certains parcs zoologiques vermifugent régulièrement leurs animaux alors que d'autres ne le font que ponctuellement en cas de signes cliniques associés.

Ces différents facteurs qui n'ont pas été pris en compte dans cette étude montrent bien qu'une comparaison de prévalence du parasitisme entre les zoos est difficilement interprétable. Cette étude a donc permis de présenter des prévalences relatives de quelques parcs zoologiques français. Mais pour qu'une coproscopie révèle au mieux une réelle infestation parasitaire, il faut qu'elle soit réalisée régulièrement sur des selles fraîches, en fonction des caractéristiques du milieu et si possible répétée à plusieurs jours d'intervalle.

CONCLUSION

En conclusion, cette étude confirme la présence de parasitisme par des helminthes et des protozoaires à cycle direct dans les parcs zoologiques français. De nombreux facteurs favorisent le développement des parasites qu'il serait intéressant d'étudier plus attentivement. Les prélèvements réalisés dans les différents parcs ont montré que les parasites qui infestent les Carnivores sont des parasites à cycle direct (Nématodes, protozoaires) avec une période prépatente faible, à l'origine d'une contamination rapide du milieu. L'augmentation de la surface herbeuse des enclos améliorant le bien-être animal, mais ne permet pas un nettoyage total des zones de vie et le retrait de tous les fèces. Par ailleurs, une désinfection insuffisante, avec des produits non adaptés, ajoutée à la résistance des œufs dans l'environnement, empêche une éradication rapide des parasites une fois qu'ils sont installés dans un enclos. Ces différents facteurs (multiplication rapide, environnement adéquat, résistance des œufs) rendent la lutte très difficile une fois le parasite installé. Le meilleur moyen de lutter contre le parasitisme en parc zoologique repose donc sur la prévention.

Ainsi, la meilleure prise en charge des animaux pour une bonne maîtrise du parasitisme en parc zoologique repose sur une mise en quarantaine des animaux entrants avec systématiquement la réalisation d'une coproscopie à plusieurs jours d'intervalle et d'un traitement en conséquence. Une vermifugation tous les 4 mois en préventif est également nécessaire pour enrayer une possible infection, surtout lorsque les jeunes sont en contact avec des adultes.

Espérons que cette étude permettra de sensibiliser et d'inciter les vétérinaires de zoos à faire régulièrement des coproscopies et de savoir de mieux en mieux en interpréter les résultats grâce à cet « Atlas coproscopique des Carnivores de parcs zoologiques français ». Le niveau parasitaire de chaque animal sera ainsi mieux évalué et le traitement sera plus efficace et plus spécifique selon le parasite observé.

Lexique :

Hôte définitif (HD) : hôte qui héberge la forme adulte du parasite, où a lieu la reproduction.

Hôte intermédiaire (HI) : hôte qui héberge la forme larvaire du parasite, asexuée.

Hôte paraténique (HP) : hôte non nécessaire au cycle parasitaire, où le parasite reste à un état latent dans l'attente d'être ingéré par un hôte définitif.

Cycle monoxène/direct : le cycle se divise en deux phases : une première dans l'hôte et une deuxième dans le milieu extérieur. Il n'y a pas intervention d'hôte intermédiaire.

Cycle hétéroxène/indirect : il faut en plus de l'hôte définitif et du milieu extérieur l'intervention d'un ou plusieurs hôtes intermédiaires pour que le cycle puisse se faire. On dit que celui-ci est dixène (2 HI) ou trixène (3 HI).

Période Prépatente (PP) : c'est le temps écoulé entre l'ingestion de la forme infestante du parasite et l'excrétion fécale des œufs/ookystes dans le milieu extérieur. Il est important de connaître cette période afin d'établir des protocoles de vermifugation adaptés.

Période Patente : C'est le moment durant lequel l'hôte définitif excrète des œufs/ookystes dans le milieu extérieur.

AGREMENT SCIENTIFIQUE

En vue de l'obtention du permis d'imprimer de la thèse de doctorat vétérinaire

Je soussigné, **Philippe JACQUIET**, Enseignant-chercheur, de l'Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse, directeur de thèse, certifie avoir examiné la thèse de **Rémi PERRIN** intitulée «Atlas coproscopique des carnivores de parcs zoologiques français » et que cette dernière peut être imprimée en vue de sa soutenance.

Fait à Toulouse, le 13 novembre 2017
Professeur **Philippe JACQUIET**
Enseignant chercheur
de l'Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse



Vu :
La Directrice de l'Ecole Nationale
Vétérinaire de Toulouse
Isabelle CHMITTE



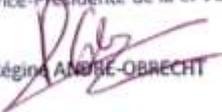
Vu :
Le Président du jury :
Professeur **Gérard CAMPISTRON**



M. Rémi PERRIN
a été admis(e) sur concours en : 2012
a obtenu son diplôme d'études fondamentales vétérinaires le : 23/06/2016
a validé son année d'approfondissement le : 02/11/2017
n'a plus aucun stage, ni enseignement optionnel à valider.

Vu et autorisation de l'impression :
Président de l'Université
Paul Sabatier
Monsieur Jean-Pierre VINEL

Le Président de l'Université Paul Sabatier
par délégation,
La Vice-Présidente de la CFVU



Régine **ANDRÉ-OBRECHT**

BIBLIOGRAPHIE :

Livres, thèses d'exercice et articles de revue :

ADENIYI, I.C., MORENIKEJI, O.A. et EMIKPE, B.O., 2015. The prevalence of gastrointestinal parasites of carnivores in university zoological gardens in South West Nigeria. *Journal of Veterinary Medicine and Animal Health*. 2015. Vol. 7, n° 4, pp. 135:139.

ALERTE, Vanessa, 2008. *Prévalence de Toxoplasma gondii sur les animaux d'un parc zoologique (Amneville) : séroprévalence et isolement du parasite*. Thèse de doctorat vétérinaire. Toulouse 3.

ALMOSNI-LE SUEUR, Florence, 2015. *Parasites et traitements antiparasitaires des animaux de compagnie*. MED'COM. Vottem.

ARTOIS, M., CLARO, F., RÉMOND, M. et BLANCOU, J., 1996. Infectious pathology of Canidae and Felidae in zoological parks. . 1996. Vol. 15, n° 1, pp. 115:140.

BANDIN, Anne, 2004. *Etude comparative de l'infestation parasitaire de cinq espèces mammifères en parc animalier*. Thèse de doctorat vétérinaire. Lyon, France : Université Claude Bernard.

BATHIARD, Thomas, 2002. *Création d'un site internet « coproscopie parasitologique des carnivores et des équidés »*. Thèse de doctorat vétérinaire. Lyon, France : École nationale vétérinaire.

BAUER, C. et GEY, A., 1995. Efficacy of six anthelmintics against luminal stages of Baylisascaris procyonis in naturally infected raccoons (Procyon lotor). *Veterinary Parasitology*. 1995. Vol. 60, n° 1:2, pp. 155:159.

BECKER, Ann-Christin, KRAEMER, Amelie, EPE, Christian et STRUBE, Christina, 2016. Sensitivity and efficiency of selected coproscopical methods-sedimentation, combined zinc sulfate sedimentation-flotation, and McMaster method. *Parasitology Research*. 2016. Vol. 115, n° 7, pp. 2581:2587.

BEUGNET, F., BOURDOISEAU, Gilles et DANG, Hoan, 2006. *Abrégé de Parasitologie clinique des Carnivores Domestiques : Parasitoses Internes*. Clichy : Kalianxis. ISBN 978-2-915758-08-5.

BIDANEL, Pauline, 2015. *Viroses et parasitoses du furet*. Thèse de doctorat vétérinaire. EnvA, France : École nationale vétérinaire d'Alfort.

CASANOVA, J. C., FELIU, C., MIQUEL, J., TORRES, J. et ŠPAKULOVÁ, M., 2000. Faunistic and ecological trends on the helminthic community of Genetta genetta Linnaeus, 1758 (Carnivora: Viverridae) in the Iberian Peninsula. *Helminthologia*. 2000. Vol. 37, n° 4, pp. 223:228.

CDC, 2017 - Center for Disease Control and Prevention. Laboratory Identification of Parasitic Diseases of Public Health Concern [en ligne]. [Consulté le 18 juin 2017]. Disponible à l'adresse : <https://www.cdc.gov>

CHANDLER, Asa C., 1942. The Helminths of Raccoons in East Texas. *The Journal of Parasitology*. 1942. Vol. 28, n° 4, pp. 255:268.

CHARLOT, Audrey, 2006. *Le parasitisme interne en parc zoologique: évaluation et suivi de quelques espèces au parc de Port St Père*. Thèse de doctorat vétérinaire. France : Université de Nantes.

CHIODINI, Peter L., 2005. New diagnostics in parasitology. *Infectious Disease Clinics of North America*. 2005. Vol. 19, n° 1, pp. 267:270.

CHOWDHURY, N. et AGUIRRE, A. Alonso, 2001. *Helminths of Wildlife*. Michigan : Science Publishers. ISBN 978-1-57808-092-2.

COLES, G. C., BAUER, C., BORGSTEEDE, F. H., GEERTS, S., KLEI, T. R., TAYLOR, M. A. et WALLER, P. J., 1992. World Association for the Advancement of Veterinary Parasitology (W.A.A.V.P.) methods for the detection of anthelmintic resistance in nematodes of veterinary importance. *Veterinary Parasitology*. 1992. Vol. 44, n° 1:2, pp. 35:44.

COLLET, Anouk, 2015. *Enquête coproscopique sur les oiseaux de neuf parcs zoologiques français*. Thèse de doctorat vétérinaire. Toulouse, France : Institut national polytechnique.

CRINGOLI, G., RINALDI, L., VENEZIANO, V., CAPELLI, G. et SCALA, A., 2004. The influence of flotation solution, sample dilution and the choice of McMaster slide area (volume) on the reliability of the McMaster technique in estimating the faecal egg counts of gastrointestinal strongyles and *Dicrocoelium dendriticum* in sheep. *Veterinary Parasitology*. 2004. Vol. 123, n° 1:2, pp. 121:131.

DĂRĂBUȘ, Gheorghe, AFRENIE, Mihăită, HOTEA, Ionela, IMRE, Mirela et MORARIU, Sorin, 2014. Endoparasites in mammals from seven zoological gardens in Romania. *Journal of Zoo and Wildlife Medicine: Official Publication of the American Association of Zoo Veterinarians*. 2014. Vol. 45, n° 2, pp. 239:246.

DAVID, E. D. et LINDQUIST, W. D., 1982. Determination of the specific gravity of certain helminth eggs using sucrose density gradient centrifugation. *The Journal of Parasitology*. 1982. Vol. 68, n° 5, pp. 916:919.

DE CAMPS, Silvia, DUBEY, J. P. et SAVILLE, W. J A., 2008. Seroepidemiology of *Toxoplasma gondii* in Zoo Animals in Selected Zoos in the Midwestern United States. *Journal of Parasitology*. 2008. Vol. 94, n° 3, pp. 648:653.

DEGUILHEM, Clémentine, 2015. *Les techniques de coprologie chez les carnivores domestiques et les lagomorphes : évaluation du kit URANOTEST COPRO®*. Thèse de doctorat vétérinaire. EnvA, France.

DM, Boothe, 1990. Drug therapy in cats: recommended dosing regimens. *Journal of the American Veterinary Medical Association*. 1990. Vol. 196, n° 11, pp. 1845:1850.

ESCCAP France - Parasitologie vétérinaire - Chien, chat, NAC -. [en ligne]. [Consulté le 14 septembre 2017]. Disponible à l'adresse : <https://www.esccap.fr/>

EUZEBY, J., 1981. *Diagnostic expérimental des helminthoses animales. Travaux pratiques d'helminthologie vétérinaire. Tome I : généralités, diagnostic ante-mortem*. Paris : Informations Techniques des Services Vétérinaires.

FAGIOLINI, Mariarita, LIA, Riccardo P., LARICCHIUTA, Piero, CAVICCHIO, Paolo, MANNELLA, Riccardo, CAFARCHIA, Claudia, OTRANTO, Domenico, FINOTELLO, Riccardo et PERRUCCI, Stefania, 2010. Gastrointestinal parasites in mammals of two Italian zoological gardens. *Journal of Zoo and Wildlife Medicine: Official Publication of the American Association of Zoo Veterinarians*. 2010. Vol. 41, n° 4, pp. 662:670.

FLAGEOLLET, Julie, 2015. *Etude de l'épidémiologie de l'aelurostrongylose chez le chat en France*. Thèse de doctorat vétérinaire. EnvA, France.

FOURCADE, Raphaël, 2012. *Mise au point sur les méthodes de dépistage des parasitoses chez les bovins (autopsies exclues)*. Thèse de doctorat vétérinaire. Toulouse, France.

FOWLER, M, MILLER, RE et MURRAY, E, 2014. *Fowler's Zoo and Wild Animal Medicine*. 8th edition. Saint-Louis : Saunders. ISBN 978-1-4557-7397-8.

FOWLER, M., MURRAY E. et MILLER RE, 2003. Kennedy-Stoskopf S : Canidae. In : *Fowler's zoo and wild animal medicine*. 5. St Louis : Saunders.

GARAPIN, Bénédicte, 2014. *Etude de parasitoses par coproscopie au safari de Peaugres*. Thèse de doctorat vétérinaire. France : VetAgro Sup.

GERAGHTY, V., MOONEY, J. et PIKE, K., 1982. A study of parasitic infections in mammals and birds at the Dublin Zoological Gardens. *Veterinary Research Communications*. 1982. Vol. 5, n° 4, pp. 343:348.

GIGNAC, Laëtitia, 2011. *Traitement de la toxocarose larvaire des carnivores domestiques: médecine factuelle*. Thèse de doctorat vétérinaire. EnvA, France.

GURLER, Ali Tumay, BEYHAN, Yunus Emre, ACICI, Mustafa, BOLUKBAS, Cenk Soner et UMUR, Sinasi, 2010. Helminths of mammals and birds at the Samsun Zoological Garden, Turkey. *Journal of Zoo and Wildlife Medicine: Official Publication of the American Association of Zoo Veterinarians*. 2010. Vol. 41, n° 2, pp. 218:223.

HAMILTON, John M. et MCCAWE, A. W., 1967. An Investigation into the Longevity of First Stage Larvae of *Aelurostrongylus abstrusus*. *Journal of Helminthology*. 1967. Vol. 41, n° 4, pp. 313:320.

HAMIR, A. N. et DUBEY, J. P., 2001. Myocarditis and encephalitis associated with *Sarcocystis neurona* infection in raccoons (*Procyon lotor*). *Veterinary Parasitology*. 2001. Vol. 95, n° 2:4, pp. 335:340.

HARKEMA, Reinard et MILLER, Grover C., 1964. Helminth Parasites of the Raccoon, *Procyon lotor* in the Southeastern United States. *The Journal of Parasitology*. 1964. Vol. 50, n° 1, pp. 60:66.

HENDRIX C.M., 1998. *Diagnostic veterinary parasitology (2nd edition)*. Mosby inc. Saint-Louis.

JUAN-SALLÉS, C., PRATS, N., LÓPEZ, S., DOMINGO, M., MARCO, A. J. et MORÁN, J. F., 1997. Epizootic Disseminated Toxoplasmosis in Captive Slender-tailed Meerkats (*Suricata suricatta*). *Veterinary Pathology Online*. 1997. Vol. 34, n° 1, pp. 1:7.

KASHID, K.P., SHRIKHANDE, G.B. et BHOJNE, G.R., 2003. Incidence of gastro-intestinal helminths in captive wild animals at different locations. *Zoo's Print Journal 18*. Department of Medicine, Nagpur Veterinary College, Nagpur, India, 2003. pp. 1053:1054.

KIMBER, K. R. et KOLLIAS, G. V., 2000. Infectious and parasitic diseases and contaminant-related problems of North American river otters (*Lontra canadensis*): a review. *Journal of Zoo and Wildlife Medicine: Official Publication of the American Association of Zoo Veterinarians*. 2000. Vol. 31, n° 4, pp. 452:472.

LABORDE, Emmanuelle, 2008. *Etude du parasitisme interne des loups du parc Alpha, dans le Mercantour*. Thèse de doctorat vétérinaire. Toulouse, France : Ecole nationale vétérinaire.

LIM, Y. a. L., NGUI, R., SHUKRI, J., ROHELA, M. et MAT NAIM, H. R., 2008. Intestinal parasites in various animals at a zoo in Malaysia. *Veterinary Parasitology*. 2008. Vol. 157, n° 1:2, pp. 154:159.

MORGAN, E. R., TOMLINSON, A., HUNTER, S., NICHOLS, T., ROBERTS, E., FOX, M. T. et TAYLOR, M. A., 2008. *Angiostrongylus vasorum* and *Eucoleus aerophilus* in foxes (*Vulpes vulpes*) in Great Britain. *Veterinary Parasitology*. 2008. Vol. 154, n° 1:2, pp. 48:57.

PATTERSON-KANE, Janet C., GIBBONS, Lynda M., JEFFERIES, Ryan, MORGAN, Eric R., WENZLOW, Nanny et REDROBE, Sharon P., 2009. Pneumonia from *Angiostrongylus vasorum* infection in a red panda (*Ailurus fulgens fulgens*). *Journal of Veterinary Diagnostic Investigation: Official Publication of the American Association of Veterinary Laboratory Diagnosticians, Inc.* 2009. Vol. 21, n° 2, pp. 270:273.

PATTON, S., RABINOWITZ, A., RANDOLPH, S. et JOHNSON, S. S., 1986. A coprological survey of parasites of wild neotropical felidae. *The Journal of Parasitology*. 1986. Vol. 72, n° 4, pp. 517:520.

POWALLA, Ségolène, 2008. *Guide d'usage des anthelminthiques chez les carnivores domestiques*. Thèse de doctorat vétérinaire. Lyon, France : Ecole nationale vétérinaire.

RABOT, Boris, 2014. *Contribution à la diagnose des grands félins, à partir de leur pelage et de leurs empreintes*. Thèse de doctorat vétérinaire. Toulouse, France : Ecole nationale vétérinaire.

RAJA, M. M. R. U., DEY, A. R., BEGUM, N., KUNDU, U. K. et ASHAD, F. A., 2014. Coprological prevalence of gastrointestinal parasites in carnivores and small mammals at Dhaka zoo, Bangladesh. *Journal of Threatened Taxa*. 2014. Vol. 6, n° 3, pp. 5574:5579.

SHRESTHA, Sajan et MAHARJAN, Mahendra, 2015. Parasitic burden in Red panda (*Ailurus fulgens* Cuvier, 1825) of Illam district Community forest, Nepal. *Nepalese Journal of Zoology*. 2015. Vol. 3, n° 1, pp. 49:57.

SLOSS M.W. et KEMP R.L., ZAJAC A.M., 1994. *Veterinary clinical parasitology, 6th edition*. Iowa state university press. Ames.

SZAFRAŃSKA, E., WASIELEWSKI, O. et BERESZYŃSKI, A., 2010. A faecal analysis of helminth infections in wild and captive wolves, *Canis lupus* L., in Poland. *Journal of Helminthology*. 2010. Vol. 84, n° 4, pp. 415:419.

TAKEUCHI-STORM, N., MEJER, H., AL-SABI, M. N. S., OLSEN, C. S., THAMSBORG, S. M. et ENEMARK, H. L., 2015. Gastrointestinal parasites of cats in Denmark assessed by necropsy and concentration McMaster technique. *Veterinary Parasitology*. 2015. Vol. 214, n° 3-4, pp. 327:332.

TRAVERS-MOUSSINET, Laure, 2012. *La strongyloïdose des carnivores domestiques: étude rétrospective de quinze cas cliniques suivis à l'ENVA*. EnvA, France : Ecole vétérinaire de Maisons-Alfort.

VADLEJCH, Jaroslav, PETRTÝL, Miloslav, ZAICHENKO, Igor, CADKOVÁ, Zuzana, JANKOVSKÁ, Ivana, LANGROVÁ, Iva et MORAVEC, Milan, 2011. Which McMaster egg counting technique is the most reliable? *Parasitology Research*. 2011. Vol. 109, n° 5, pp. 1387:1394.

VARADHARAJAN, A. et 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 Journal*. 2000. Vol. 15, n° 5, pp. 257:258.

Annexe 1 : Tableau 6 : Résultats des prélèvements par zoo avec la méthode de MacMaster

Nom du Parc	Espèce prélevée	Nom latin	Ordre	Date de prélèvement	Date d'analyse	Parasite observé	OPG	Prévalence du Parc
Plaisance du Touch	Coati	<i>Nasua nasua</i>	Procyonidés	27.04.2017	27.04.2017	-	-	29 % (2/7)
	Jaguars	<i>Panthera onca</i>	Félidés	06.07.2016	06.07.2016	-	-	
	Lion	<i>Panthera leo</i>	Félidés	06.07.2016	06.07.2016	<i>Toxascaris leonina</i> <i>Isospora spp.</i>	1550 950	
	Loups	<i>Canis lupus</i>	Canidés	07.04.2016	07.04.2016	<i>Trichuris vulpis.</i>	1800	
				06.07.2016	06.07.2016	<i>Trichuris vulpis</i> <i>Ankylostoma spp.</i>	1900 350	
	Panthères	<i>Panthera pardus</i>	Félidés	06.07.2016	06.07.2016	-	-	
	Suricate	<i>Suricata suricatta</i>	Herpestidés	27.04.2017	27.04.2017	-	-	
Tigre	<i>Panthera tigris</i>	Félidés	06.07.2016	06.07.2016	-	-		
Réserve de la Haute Touche	Coati	<i>Nasua nasua</i>	Procyonidés	09.05.2017	15.05.2017	-	-	30 % (3/10)
	Dhole	<i>Canis lupus</i>	Canidés	09.05.2017	15.05.2017	-	-	
	Guépard	<i>Acinonyx jubatus</i>	Félidés	09.05.2017	15.05.2017	<i>Toxascaris leonina.</i>	6700	
	Hyène tachetée	<i>Crocata crocata</i>	Hyénidés	09.05.2017	15.05.2017	-	-	
	Loups d'Europe	<i>Canis lupus</i>	Canidés	08.06.2016	14.06.2016	<i>Trichuris vulpis</i> <i>Ankylostoma spp.</i>	850 250	
				09.05.2017	15.05.2017	<i>Ankylostoma spp.</i>	150	
	Loups de Mackensie	<i>Canis lupus</i>	Canidés	09.05.2017	15.05.2017	-	-	
	Lynx	<i>Lynx lynx</i>	Félidés	09.05.2017	15.05.2017	-	-	
Panda roux	<i>Ailurus fulgens</i>	Ailuridés	09.05.2017	15.05.2017	-	-		

	Suricate	<i>Suricata suricatta</i>	Herpestidés	09.05.2017	15.05.2017	-	-	
	Tigres de Sumatra	<i>Panthera tigris</i>	Félidés	09.05.2017	15.05.2017	-	-	
Touroparc	Coati	<i>Nasua nasua</i>	Procyonidés	24.05.2016	29.05.2016	<i>Ankyslostoma spp.</i>	250	11 % (1/9)
	Lion	<i>Panthera leo</i>	Félidés	24.05.2016	29.05.2016	-	-	
	Loup	<i>Canis lupus</i>	Canidés	24.05.2016	29.05.2016	-	-	
	Lycaon	<i>Lycaon pictus</i>	Canidés	24.05.2016	29.05.2016	-	-	
	Ours malais	<i>Helarctos malayanus</i>	Ursidés	24.05.2016	29.05.2016	-	-	
	Raton laveur	<i>Procyon lotor</i>	Procyonidés	25.05.2016	29.05.2016	-	-	
	Serval	<i>Leptailurus serval</i>	Félidés	24.05.2016	29.05.2016	-	-	
	Suricate	<i>Suricata suricatta</i>	Herpestidés	25.05.2016	29.05.2016	-	-	
	Tigre	<i>Panthera tigris</i>	Félidés	24.05.2016	29.05.2016	-	-	
Zoo de Lyon	Binturong	<i>Arctictis binturong</i>	Viverridés	01.06.2016	02.06.2016	-	-	10 % (1/10)
	Chat des Sables	<i>Felis margarita</i>	Félidés	01.06.2016	02.06.2016	-	-	
	Chat Manul mâle	<i>Otocolobus manul</i>	Félidés	01.06.2016	02.06.2016	<i>Toxocara cati.</i>	1050	
	Chat Manul femelle	<i>Otocolobus manul</i>	Félidés	01.06.2016	02.06.2016	-	-	
	Lion d'Asie	<i>Panthera leo</i>	Félidés	01.06.2016	02.06.2016	-	-	
	Otocyon	<i>Otocyon megalotis</i>	Canidés	01.06.2016	02.06.2016	-	-	
	Ours à lunettes	<i>Tremarctos ornatus</i>	Ursidés	01.06.2016	02.06.2016	-	-	
	Panda roux femelle	<i>Ailurus fulgens</i>	Ailuridés	01.06.2016	02.06.2016	-	-	
	Panda roux mâle	<i>Ailurus fulgens</i>	Ailuridés	01.06.2016	02.06.2016	-	-	
	Panthère de l'amour	<i>Panthera pardus</i>	Félidés	01.06.2016	02.06.2016	-	-	
Bioparc	Guépard "Tsai"	<i>Acinonyx jubatus</i>	Félidés	07.06.2016	21.06.2016	-	-	8 % (1/12)
	Guépard "Siara"	<i>Acinonyx jubatus</i>	Félidés	07.06.2016	21.06.2016	-	-	
	Guépard "Tanisha"	<i>Acinonyx jubatus</i>	Félidés	07.06.2016	21.06.2016	-	-	
	Guépard "Asali"	<i>Acinonyx jubatus</i>	Félidés	10.06.2016	21.06.2016	-	-	
	Lion "Waga"	<i>Panthera leo</i>	Félidés	03.06.2016	21.06.2016	-	-	
	Loups à crinières	<i>Chrysocyon brachyurus</i>	Canidés	11.06.2016	21.06.2016	-	-	

	Loutres	<i>Lutra lutra</i>	Mustélidés	Lecture illisible	21.06.2016	-	-	
	Ours à lunettes « Saykan »	<i>Tremarctos ornatus</i>	Ursidés	10.06.2016	21.06.2016	-	-	
				02.05.2017	09.05.2017	-	-	
	Ours à lunettes « Tremendo »	<i>Tremarctos ornatus</i>	Ursidés	12.06.2016	21.06.2016	-	-	
				02.05.2017	09.05.2017	<i>Trichuris vulpis.</i>	50	
	Ours à lunettes « Waika »	<i>Tremarctos ornatus</i>	Ursidés	04.06.2016	21.06.2016	-	-	
				02.05.2017	09.05.2017	-	-	
Panda roux	<i>Ailurus fulgens</i>	Ailuridés	02.05.2017	09.05.2017	-	-		
Panthère des neiges "Aramis"	<i>Panthera pardus</i>	Félidés	13.06.2016	21.06.2016	-	-		
Zoo de Montpellier	Guépard	<i>Acinonyx jubatus</i>	Félidés	20.06.2016	24.06.2016	-	-	43 % (3/7)
	Lion d'Afrique	<i>Panthera leo</i>	Félidés	21.06.2016	24.06.2016	<i>Toxoplasma gondii.</i>	2200	
	Lion d'Asie	<i>Panthera leo</i>	Félidés	24.06.2016	24.06.2016	<i>Toxascaris leonina.</i>	350	
	Loups à crinières	<i>Chrysocyon brachyurus</i>	Canidés	21.06.2016	24.06.2016	-	-	
	Loups ibériques	<i>Canis lupus</i>	Canidés	21.06.2016	24.06.2016	-	-	
	Lycaons	<i>Lycaon pictus</i>	Canidés	21.06.2016	24.06.2016	<i>Isospora spp.</i>	4350	
	Ours de Syrie	<i>Ursus arctos</i>	Ursidés	20.06.2016	24.06.2016	-	-	
ZooParc de Beauval	Hyène	<i>Crocuta crocuta</i>	Hyénidés	27.06.2016	05.07.2016	-	-	22 % (2/9)
	Jaguar Miguel	<i>Panthera onca</i>	Félidés	27.06.2016	05.07.2016	-	-	
	Jaguar Laeticia	<i>Panthera onca</i>	Félidés	27.06.2016	05.07.2016	-	-	
	Lion	<i>Panthera leo</i>	Félidés	27.06.2016	05.07.2016	<i>Toxascaris leonina.</i>	350	
	Lion Malawi	<i>Panthera leo</i>	Félidés	27.06.2016	05.07.2016	-	-	
	Lion Kruger	<i>Panthera leo</i>	Félidés	27.06.2016	05.07.2016	-	-	
	Panthère de Perse	<i>Panthera pardus</i>	Félidés	27.06.2016	05.07.2016	-	-	
	Serval	<i>Leptailurus serval</i>	Félidés	27.06.2016	05.07.2016	-	-	
Tigre de Sumatra	<i>Panthera tigris</i>	Félidés	27.06.2016	05.07.2016	<i>Ankylostoma spp.</i>	50		
Muséum	Lion d'Asie	<i>Panthera leo</i>	Félidés	28.06.2016	06.07.2016	-	-	0 % (0/3)

d'Histoire Naturelle de Besançon	Mangouste fauve	<i>Cynictis penicillata</i>	Herpestidés	28.06.2016	06.07.2016	-	-	
				10.05.2017	13.05.2017	-	-	
	Tigre de Sibérie	<i>Panthera tigris</i>	Félidés	28.06.2016	06.07.2016	-	-	
Safari de Peaugres								
Safari de Peaugres	Guépard	<i>Acinonyx jubatus</i>	Félidés	28.06.2016	05.07.2016	-	-	0 % (0/7)
	Hyène tachetée	<i>Crocata crocata</i>	Hyénidés	29.06.2016	05.07.2016	-	-	
	Lion	<i>Panthera leo</i>	Félidés	29.06.2016	05.07.2016	-	-	
	Ours baribal	<i>Ursus americanus</i>	Ursidés	28.06.2016	05.07.2016	-	-	
	Ours brun	<i>Ursus arctos</i>	Ursidés	28.06.2016	05.07.2016	-	-	
	Ours polaire	<i>Ursus mantimus</i>	Ursidés	28.06.2016	05.07.2016	-	-	
	Tigre de Sibérie	<i>Panthera tigris altaïca</i>	Félidés	29.06.2016	05.07.2016	-	-	
Zoo Fauverie du Mont Faron								
Zoo Fauverie du Mont Faron	Jaguars	<i>Panthera onca</i>	Félidés	05.07.2016	06.07.2016	<i>Toxascaris leonina.</i>	50	17 % (1/6)
	Lynx	<i>Lynx lynx</i>	Félidés	05.07.2016	06.07.2016	-	-	
	Ocelot	<i>Leopardus pardalis</i>	Félidés	05.07.2016	06.07.2016	-	-	
	Panthère	<i>Panthera pardus</i>	Félidés	05.07.2016	06.07.2016	-	-	
	Raton Laveur	<i>Procyon lotor</i>	Procyonidés	05.07.2016	06.07.2016	-	-	
	Tigres	<i>Panthera tigris</i>	Félidés	05.07.2016	06.07.2016	-	-	
Muséum National d'Histoire Naturelle de Paris								
Muséum National d'Histoire Naturelle de Paris	Binturong	<i>Arctictis binturong</i>	Viverridés	12.09.2016	14.06.2016	-	-	18 % (2/11)
	Caracal	<i>Caracal caracali</i>	Félidés	12.09.2016	14.06.2016	-	-	
	Chats de Pallas	<i>Otocolobus manul</i>	Félidés	12.09.2016	14.06.2016	-	-	
	Mangouste jaune	<i>Cynictis penicillata</i>	Herpestidés	12.09.2016	14.06.2016	<i>Ankylostoma spp.</i>	1200	
	Martre à gorge jaune	<i>Martes flavigula</i>	Mustélidés	12.09.2016	14.06.2016	-	-	
	Panda Roux	<i>Ailurus fulgens</i>	Ailuridés	12.09.2016	14.06.2016	-	-	
	Panthère de Chine	<i>Panthera pardus</i>	Félidés	12.09.2016	14.06.2016	-	-	
	Panthère longibande	<i>Panthera neofelis</i>	Félidés	12.09.2016	14.06.2016	-	-	

	Panthère des Neiges	<i>Panthera pardus</i>	Félidés	12.09.2016	14.06.2016	<i>Toxascaris leonina.</i>	950	
	Raton Laveur	<i>Procyon lotor</i>	Procyonidés	12.09.2016	14.06.2016	-	-	
	Renard Corsac	<i>Vulpes corsac</i>	Canidés	12.09.2016	14.06.2016	-	-	
La Palmyre	Coatis	<i>Nasua nasua</i>	Procyonidés	12.09.2016	14.06.2016	-	-	50 % (10/20)
				10.05.2017	13.05.2017	-	-	
	Fennecs Repro	<i>Vulpes zerda</i>	Canidés	12.09.2016	14.06.2016	<i>Toxocara canis.</i>	300	
	Fennecs Mâles	<i>Vulpes zerda</i>	Canidés	12.09.2016	14.06.2016	<i>Toxocara canis</i> <i>Trichuris vulpis.</i>	400 100	
	Fennec Femelles	<i>Vulpes zerda</i>	Canidés	12.09.2016	14.06.2016	<i>Toxocara canis</i> <i>Isospora spp.</i>	1400 350	
	Guépards Jeunes Femelles	<i>Acinonyx jubatus</i>	Félidés	12.09.2016	14.06.2016	-	-	
	Guépards Jeunes et Femelles	<i>Acinonyx jubatus</i>	Félidés	12.09.2016	14.06.2016	<i>Toxascaris leonina.</i>	250	
	Guépards Mâles	<i>Acinonyx jubatus</i>	Félidés	12.09.2016	14.06.2016	-	-	
	Jaguars	<i>Panthera onca</i>	Félidés	12.09.2016	14.06.2016	<i>Toxascaris leonina.</i>	50	
	Léopards	<i>Panthera pardus</i>	Félidés	12.09.2016	14.06.2016	-	250	
	Lions	<i>Panthera leo</i>	Félidés	12.09.2016	14.06.2016	<i>Toxascaris leonina.</i>	1550	
	Loups	<i>Canis lupus</i>	Canidés	12.09.2016	14.06.2016	-	-	
	Loutres d'Asie	<i>Aonyx cinereus</i>	Mustéolidés	12.09.2016	14.06.2016	<i>Larves non identifiables.</i>	350	
				10.05.2017	13.05.2017	-	-	
	Lycaons	<i>Lycaon pictus</i>	Canidés	12.09.2016	14.06.2016	-	-	
	Lynx	<i>Lynx lynx</i>	Félidés	12.09.2016	14.06.2016	<i>Toxascaris leonina.</i>	1100	
	Onces	<i>Panthera pardus</i>	Félidés	12.09.2016	14.06.2016	<i>Toxocara cati.</i>	150	
	Otaries Mâles	<i>Zalophus californianus</i>	Otariidés	12.09.2016	14.06.2016	-	250	
	Otaries Femelles	<i>Zalophus californianus</i>	Otariidés	12.09.2016	14.06.2016	-	-	
	Ours Blancs	<i>Thalarctos maritimus</i>	Ursidés	12.09.2016	14.06.2016	<i>Larves non identifiables.</i>	200	

				10.05.2017	13.05.2017	<i>Ankylostoma spp.</i>	< 50	
	Petits Pandas	<i>Ailurus fulgens</i>	Ailuridés	12.09.2016	14.06.2016	-	-	
						-	-	
	Tigres	<i>Panthera tigris</i>	Félidés	12.09.2016	14.06.2016	-	-	
						-	-	
Zoo de Guyane	Chat Margay	<i>Leopardus wiedii</i>	Félidés	28.09.2016	12.10.2016	<i>Œuf non identifiable.</i>	250	14 % (1/7)
	Coati mâle	<i>Nasua nasua</i>	Procyonidés	28.09.2016	12.10.2016	-	-	
	Coati femelle	<i>Nasua nasua</i>	Procyonidés	28.09.2016	12.10.2016	-	-	
	Jaguar mâle	<i>Panthera onca</i>	Félidés	28.09.2016	12.10.2016	-	-	
	Jaguar femelle	<i>Panthera onca</i>	Félidés	28.09.2016	12.10.2016	-	-	
	Ocelot mâle	<i>Leopardus pardalis</i>	Félidés	28.09.2016	12.10.2016	-	-	
	Ocelot femelle	<i>Leopardus pardalis</i>	Félidés	28.09.2016	12.10.2016	-	-	
Zoo d'Asson	Loups à crinière	<i>Chrysocyon brachyurus</i>	Canidés	19.10.2016	26.10.2016	-	-	13 % (1/8)
	Loutres	<i>Lutra lutra</i>	Mustélidés	19.10.2016	26.10.2016	-	-	
	Mangoustes	<i>Cynictis penicillata</i>	Herpestidés	19.10.2016	26.10.2016	-	-	
	Panda roux	<i>Ailurus fulgens</i>	Ailuridés	19.10.2016	26.10.2016	<i>Ankylostoma spp.</i>	1350	
	Panthères	<i>Panthera pardus</i>	Félidés	19.10.2016	26.10.2016	-	-	
	Serval mâle	<i>Leptailurus serval</i>	Félidés	19.10.2016	26.10.2016	-	-	
	Serval femelle	<i>Leptailurus serval</i>	Félidés	19.10.2016	26.10.2016	-	-	
	Tigre	<i>Panthera tigris</i>	Félidés	19.10.2016	26.10.2016	-	-	
Réserve Africaine de Sigean	Guépard	<i>Acinonyx jubatus</i>	Félidés	12.06.2017	13.06.2017	<i>Toxascaris leonina.</i>	1950	40 % (2/5)
	Lion	<i>Panthera leo</i>	Félidés	12.06.2017	13.06.2017	-	-	
	Lycaon	<i>Lycaon pictus</i>	Canidés	12.06.2017	13.06.2017	<i>Isospora spp.</i>	150	
	Ours du Tibet	<i>Ursus thibetanus</i>	Ursidés	12.06.2017	13.06.2017	-	-	
	Suricate	<i>Suricata suricatta</i>	Herpestidés	12.06.2017	13.06.2017	-	-	
Moyenne de tous les parcs							20 %	

Annexe 2 : Tableau 7 : Résultats des coproscopies par famille de carnivores

Famille	Espèces	Nom latin	Nombre total de prélèvements	Pourcentage de positifs	Parasites observés
Félidés	Lion	<i>Panthera leo</i>	13	38 % (5/13)	<i>Toxascaris leonina</i> <i>Toxocara cati</i> <i>Isospora felis</i> <i>Toxoplasma gondii.</i>
	Guépard	<i>Acinonyx jubatus</i>	11	27 % (3/11)	<i>Toxascaris leonina.</i>
	Panthère	<i>Panthera pardus</i>	11	18 % (2/11)	<i>Toxascaris leonina</i> <i>Toxocara cati.</i>
	Tigre	<i>Panthera tigris</i>	9	11 % (1/9)	<i>Ankylostoma spp.</i>
	Jaguar	<i>Panthera onca</i>	7	29 % (2/7)	<i>Toxascaris leonina.</i>
	Serval	<i>Leptailurus serval</i>	4	0 % (0/4)	-
	Chat Manul	<i>Otocolobus manul</i>	3	33 % (1/3)	<i>Toxocara cati.</i>
	Lynx	<i>Lynx lynx</i>	3	33 % (1/3)	<i>Toxascaris leonina.</i>
	Ocelot	<i>Leopardus pardalis</i>	3	0 % (0/3)	-
	Chat Margay	<i>Leopardus wiedii</i>	1	100 % (1/1)	<i>Œuf non identifiable.</i>
	Caracal	<i>Caracal caracali</i>	1	0 % (0/1)	-
	Chat des sables	<i>Felis margarita</i>	1	0 % (0/1)	-
Total			67	24 % (16/67)	
Canidés	Loup d'Europe	<i>Canis lupus</i>	8	50 % (4/8)	<i>Trichuris vulpis</i> <i>Ankylostoma spp.</i>
	Loup à crinière	<i>Chrysocyon brachyurus</i>	3	0 % (0/3)	-

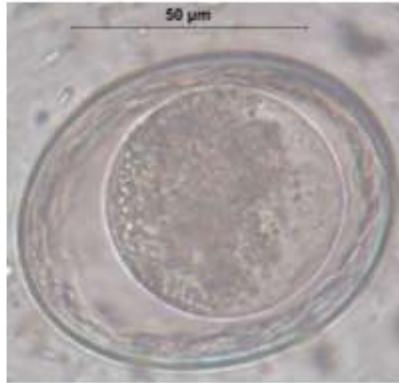
	Lycaon	<i>Lycaon pictus</i>	4	50 % (2/4)	<i>Isospora spp.</i>
	Fennecs	<i>Vulpes zerda</i>	3	100 % (3/3)	<i>Trichuris vulpis</i> <i>Toxocara canis</i> <i>Isospora spp.</i>
	Otocyon	<i>Otocyon megalotis</i>	1	0 % (0/1)	-
	Renard corsac	<i>Vulpes corsac</i>	1	0% (0/1)	-
Total			21	43 % (9/21)	
Ursidés	Ours à lunettes	<i>Tremarctos ornatus</i>	7	14 % (1/7)	<i>Trichuris vulpis.</i>
	Ours brun	<i>Ursus arctos</i>	2	0 % (0/2)	-
	Ours blanc	<i>Ursus mantimus</i>	3	67 % (2/3)	<i>Ankylostoma spp.</i>
	Ours malais	<i>Helarctos malayanus</i>	1	0 % (0/1)	-
	Ours baribal	<i>Ursus americanus</i>	1	0 % (0/1)	-
	Ours du Tibet	<i>Ursus thibenatus</i>	1	0 % (0/1)	-
Total			15	20 % (3/15)	
Procyonidés	Coati	<i>Nasua nasua</i>	7	14 % (1/7)	<i>Ankylostoma spp.</i>
	Raton laveur	<i>Procyon lotor</i>	3	0 % (0/3)	-
Total			10	10 % (1/10)	
Ailuridés	Panda roux	<i>Ailurus fulgens</i>	7	14 % (1/7)	<i>Ankylostoma spp.</i>
Total			7	14 % (1/7)	
Herpestidés	Mangouste jaune	<i>Cynictis penicillata</i>	4	25 % (1/4)	<i>Ankylostoma spp.</i>
	Suricate	<i>Suricata suricatta</i>	4	0 % (0/4)	-
Total			8	13 % (1/8)	
Mustélidés	Loutre	<i>Lutra lutra</i>	2	0 % (0/2)	-
	Loutre d'Asie	<i>Aonyx cinereus</i>	2	50 % (1/2)	<i>Larves non</i>

					<i>identifiables.</i>
	Martre à gorge jaune	<i>Martes flavigula</i>	1	0 % (0/1)	
<u>Total</u>			<u>5</u>	20 % (1/5)	
Hyénidés	Hyène tachetée	<i>Crocata crocata</i>	3	0 % (0/3)	-
<u>Total</u>			<u>3</u>	0 % (0/3)	
Viverridés	Binturong	<i>Arctictis binturong</i>	2	0 % (0/2)	-
<u>Total</u>			<u>2</u>	0 % (0/2)	
Otariidés	Otarie	<i>Zalophus californianus</i>	2	0 % (0/2)	-
<u>Total</u>			<u>2</u>	0 % (0/2)	
<u>Bilan prélèvements</u>			<u>140</u>	23 % (32/140)	

ATLAS : Principaux œufs d'Helminthes observés chez les Carnivores à la même échelle



Toxocara
(Cliché personnel)



Toxascaris
(Cliché personnel)



Taenia
(CDC, 2017)



Diphyllobothrium
(CDC, 2017)



Opistorchis
(CDC, 2017)



Ankylostoma ou Uncinaria
Gauche : Non larvé // Droite : larvé
(Cliché personnel)



Trichuris
(Cliché personnel)



Capillaria
(Garapin, 2014)



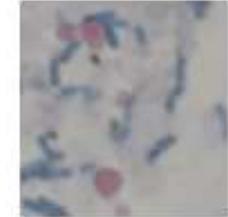
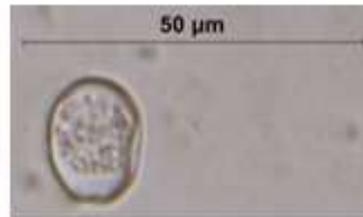
Spirocerca
(Labo ENVT)

ATLAS : Principaux Protozoaires observés chez les Carnivores à la même échelle



Toxocara (référence)

(Cliché personnel)



Hammondia ou Toxoplasma ou Neospora
Gauche : forme non infectante // Droites : forme infectante

(Cliché personnel)

Cryptosporidium

(Cliché personnel)



Isospora : 2 espèces différentes ; forme non infectante

(Cliché personnel)



Giardia

(CDC, 2017)

ATLAS : Principales larves de Nématodes observées chez les Carnivores à la même échelle



Toxocara (référence)

(Cliché personnel)



Ankylostoma

(Cliché personnel)



*Angiostrongylus
vasorum*

(Cliché personnel)



*Aelurostrongylus
abstrusus (corps
entier et queue)*

(Cliché personnel)

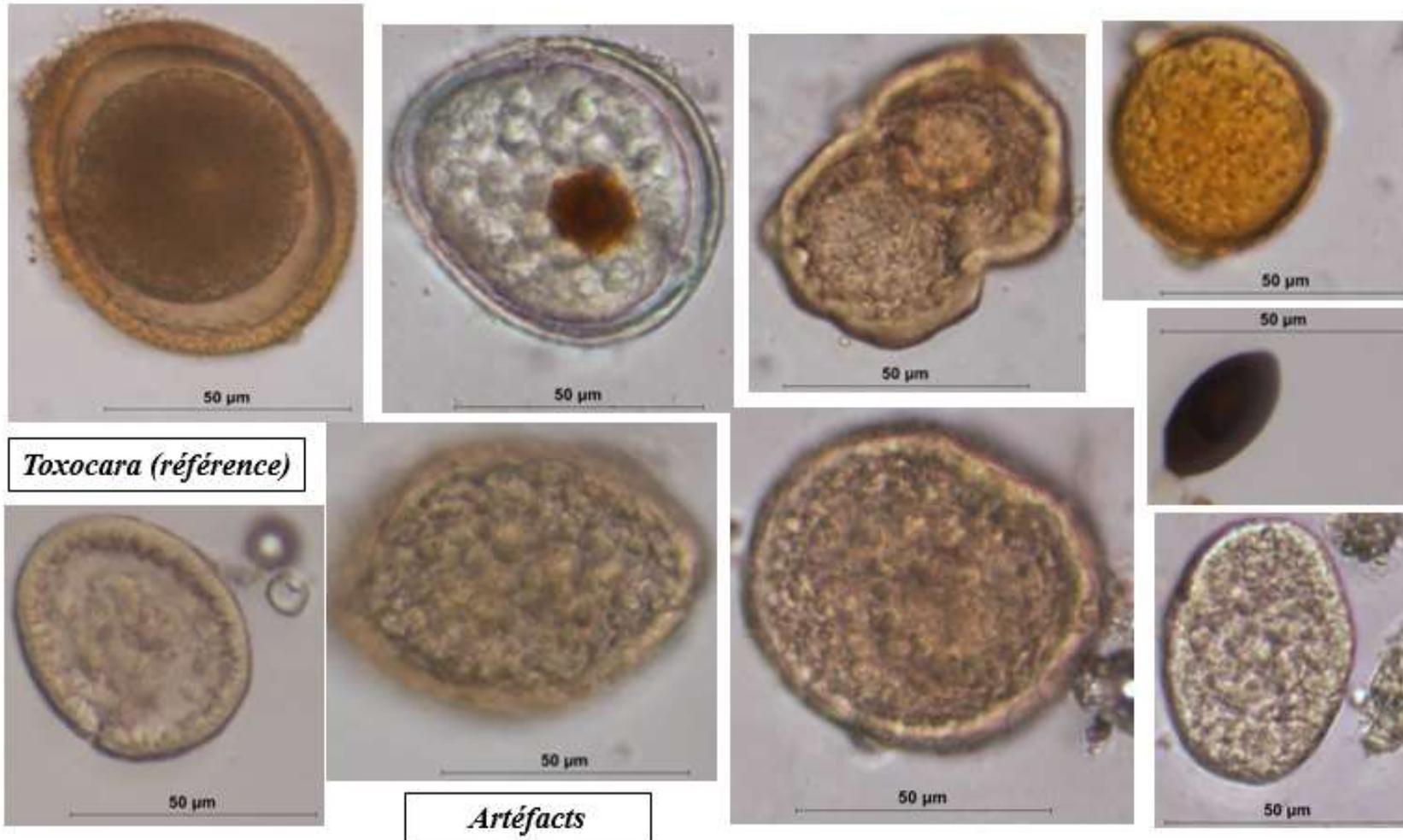


*Strongyloides
stercoralis (corps
entier et queue)*

(Cliché personnel)



ATLAS : Exemples d'artéfacts observés dans les fèces des Carnivores à la même échelle



Annexe 4 : Tableau 8 : Différents traitements antiparasitaires disponibles chez le chat en France avec AMM.

Spécialités	Molécules et posologie	Formulation	Age minimum traitement	Activité (AMM) vis-à-vis des nématodes	Activité (AMM) vis-à-vis des cestodes
Advocate®	moxidectine (2,5 mg/kg) + imidaclopride (10 mg/kg)	Spot on	9 semaines ou 1 kg	Oui	
Ascatène®	pyrantel + niclosamide (1 comprimé pour 2-4 kg)	Comprimés		Oui	<i>Taenia spp., Dipylidium caninum</i>
Broadline®	éprinomectine (0,5 mg/kg) + praziquantel (10 mg/kg) + fipronil (10 mg/kg) + S-méthoprène (12 mg/kg)	Spot on	7 semaines ou 0,6 kg	Oui	<i>Taenia spp., Dipylidium caninum, Echinococcus spp.</i>
Droncit®	praziquantel (5 mg/kg)	Injection	Pas chez les chatons non sevrés		<i>Taenia spp., Dipylidium caninum, Echinococcus spp.</i>
Drontal® chat Duo	pyrantel + praziquantel (1 comprimé pour 2,1 à 4 kg)	Comprimés	3 semaines	Oui	<i>Taenia spp., Dipylidium caninum, Echinococcus spp.</i>
Flubénol® Pâte	flubendazole (22 mg/kg pendant 2-3 jours)	Pâte orale	2 semaines	Oui	<i>Taenia spp.</i>
Milbémax® comprimé chat et génériques	milbémycine oxime (0,5 mg/kg) + praziquantel (5 mg/kg)	Comprimés	6 semaines ou 0,5 kg	Oui	<i>Taenia spp., Dipylidium caninum, Echinococcus spp.</i>
Profender® spot on chat	emodepside (3 mg/kg) + praziquantel (12 mg/kg)	Spot on	8 semaines ou 0,5 kg	Oui	<i>Taenia spp., Dipylidium caninum, Echinococcus spp.</i>

Stromiten®, Gelminthe®	lévamisole + niclosamide (voir notice)	Comprimés, pâte orale	3 mois	Oui	<i>Taenia spp., Dipylidium caninum</i>
Stronghold®	sélamectine (6 mg/kg)	Spot on	6 semaines	Oui	
Strongid® chat	pyrantel (5 mg/kg)	Pâte orale	2 semaines	Oui	
Telmin® KH	mébendazole (50 mg/kg pendant 2-5 jours - voir notice des produits)	Comprimés	2 semaines	Oui	

Annexe 5 : Tableau 9 : Différents traitements antiparasitaires disponibles chez le chien en France avec AMM.

Spécialités	Molécules et posologie	Formulation	Age ou poids minimal traitement	Activité (AMM) vis-à-vis des nématodes	Activité (AMM) vis-à-vis des cestodes
Advocate®	moxidectine (2,5 mg/kg) + imidaclopride (10 mg/kg)	Spot on	7 semaines ou 1 kg	Oui	
Ascatène®	pyrantel + niclosamide (1 comprimé pour 2-4 kg)	Comprimés	2 semaines	Oui sauf trichures	<i>Taenia spp., Dipylidium caninum</i>
Cestem® F, XL	pyrantel + fébantel + praziquantel (1 cp F pour 10 kg, 1 cp XL pour 35 kg)	Comprimés	3 kg	Oui	<i>Taenia spp., Dipylidium caninum, Echinococcus sp.</i>
Dolpac®	pyrantel (5 mg/kg) + oxantel (20 mg/kg) + praziquantel (5 mg/kg)	Comprimés	8 semaines ou 1 kg	Oui	<i>Taenia spp., Dipylidium caninum, Echinococcus spp.</i>
Dolthène®	Oxfendazole (11,3 mg/kg pendant 3 jours - voir notice)	Solution	2 semaines	Oui	<i>Taenia spp., Dipylidium caninum</i>
Droncit®	praziquantel (5 mg/kg)	Injection	Pas chez les chiots non sevrés		<i>Taenia spp., Dipylidium caninum, Echinococcus spp.</i>
Drontal® P, P XL, P Bone	pyrantel + fébantel + praziquantel (1 cp P pour 10 kg, 1 cp XL pour 35 kg)	Comprimés	2 semaines	Oui	<i>Taenia spp., Dipylidium caninum</i>
Dronstop® chiot	pyrantel + fébantel (1ml/kg)	Solution	2 semaines	Oui	
Flubénol® Pâte	flubendazole (22 mg/kg pendant 2-3j)	Comprimés, pâte orale	2 semaines	Oui	<i>Taenia spp.</i>
Interceptor®	milbémycine oxime (0,5 mg/kg)	Comprimés	2 semaines	Oui, sauf <i>Uncinaria</i>	
Lopatol®	Nitroscanate	Comprimés	2 semaines	Oui, sauf trichures	<i>Taenia spp., Dipylidium</i>

	(50 mg/kg)				<i>caninum</i>
Milbémax® et génériques	milbémycine oxime (0,5 mg/kg) + praziquantel (5 mg/kg)	Comprimés	2 semaines ou 0,5 kg	Oui, sauf <i>Uncinaria</i> . Inclut le traitement de la thélaziose oculaire.	<i>Taenia spp., Dipylidium caninum, Echinococcus spp.</i>
Nexgard Spectra®	milbémycine oxime (0,5-1 mg/kg) + afoxolaner (2,50–5,36 mg/kg)	Comprimés	2 semaines	sauf <i>Uncinaria</i>	
Panacur® 250, 500 chien	fenbendazole (50 mg/kg - voir notice)	Comprimés	2 semaines	Oui	<i>Taenia spp.</i>
Prazical®	pyrantel + fébantel + praziquantel (1 cp pour 10 kg)	Comprimés	9 semaines ou 2,5 kg	Oui	<i>Taenia spp., Dipylidium caninum, Echinococcus spp.</i>
Procox® chien	emodepside (0,45 mg/kg) + toltrazuril (9mg/kg) <i>Le toltrazuril a une activité vis-à-vis des coccidies</i>	Suspension buvable	2 semaines ou 0,4 kg	Oui	
Profender® chien	emodepside (1 mg/kg) + praziquantel (5 mg/kg)	Comprimés	12 semaines	Oui	<i>Taenia spp., Dipylidium caninum, Echinococcus spp.</i>
Stronghold®	sélamectine (6 mg/kg)	Spot on	6 semaines	Oui, sauf trichures et ankylostomes	
Stromiten®	lévamisole + niclosamide (voir notice)	Comprimés, pâte orale	3 mois	Oui, sauf trichures	<i>Taenia spp., Dipylidium caninum</i>
Strongid®	pyrantel (5 mg/kg)	Pâte orale	2 semaines	Oui, sauf trichures	
Telmin® KH	mébendazole (50 mg/kg pendant 2-5 jours)	Comprimés	2 semaines	Oui	<i>Taenia spp.</i>
Trifexis®	milbémycine oxime (0,75-1,18 mg/kg) + spinosad (45-70 mg/kg)	Comprimés	14 semaines	Oui, sauf <i>Uncinaria</i>	
Vitaminthe®	oxibendazole (1,5 mg/kg) + niclosamide (12 mg/kg)	Pâte orale	2 semaines	Oui, sauf trichures	<i>Taenia spp., Dipylidium caninum</i>

Annexe 6 : Tableau 10 : Parasites observés dans la littérature chez les Carnivores.

Parasites des Canidés (nom latin)	
<i>Angiostrongylus vasorum</i>	<i>Isospora canis</i>
<i>Alaria alata</i>	<i>Isospora neorivolta</i>
<i>Alaria marcianae</i>	<i>Isospora ohioensis</i>
<i>Alaria americana</i>	<i>Joyeuxiella spp</i>
<i>Ankylostoma caninum</i>	<i>Mesocestoides spp</i>
<i>Apophallus donious</i>	<i>Metagominus yokogawai</i>
<i>Capillaria aerophilus</i>	<i>Nanophyetus samincola</i>
<i>Capillaria boehmi</i>	<i>Neospora caninum</i>
<i>Capillaria putorii</i>	<i>Opistorchis viverrinii</i>
<i>Crenosoma vulpis</i>	<i>Platynosomum fastosum</i>
<i>Cryptosporidium canis</i>	<i>Sarcocystis spp</i>
<i>Cryptosporidium parvum</i>	<i>Spirometra mansoni</i>
<i>Cryptocotyle lingua</i>	<i>Spirocerca lupi</i>
<i>Diphyllobothrium spp.</i>	<i>Strongyloides stercoralis</i>
<i>Dipylidium caninum</i>	<i>Taenia hydatigena</i>
<i>Echinochasmus perfoliatus</i>	<i>Taenia multiceps</i>
<i>Echinococcus canadensis</i>	<i>Taenia ovis</i>
<i>Echinococcus equinus</i>	<i>Taenia pisiformis</i>
<i>Echinococcus granulosus</i>	<i>Taenia serialis</i>
<i>Echinococcus ortleppi</i>	<i>Toxascaris leonina</i>
<i>Giardia duodenalis</i>	<i>Toxocara canis</i>
<i>Hammondia heydorni</i>	<i>Trichuris vulpis</i>
<i>Heterophyes heterophyes</i>	<i>Uncinaria spp</i>
<i>Isospora burrowsi</i>	

Parasites des Félidés (nom latin)	
<i>Aelurostrongylus abstrusus</i>	<i>Isospora rivolta</i>
<i>Alaria alata</i>	<i>Joyeuxiella spp</i>
<i>Alaria marcianae</i>	<i>Mesocestoides spp</i>
<i>Alaria americana</i>	<i>Metagominus yokogawai</i>
<i>Ankylostoma tubaeforme</i>	<i>Nanophyetus samincola</i>
<i>Apophallus donious</i>	<i>Opistorchis felineus</i>
<i>Capillaria aerophilus</i>	<i>Platynosomum fastosum</i>
<i>Capillaria putorii</i>	<i>Sarcocystis spp</i>
<i>Cryptosporidium felis</i>	<i>Spirometra mansoni</i>
<i>Cryptosporidium parvum</i>	<i>Spirocerca lupi</i>
<i>Cryptocotyle lingua</i>	<i>Spirura rytipleurites</i>
<i>Diphyllobothrium spp.</i>	<i>Strongyloides planiceps</i>
<i>Dipylidium caninum</i>	<i>Strongyloides stercoralis</i>
<i>Echinochasmus perfoliatus</i>	<i>Taenia teniaformis</i>
<i>Echinococcus felis</i>	<i>Toxascaris leonina</i>
<i>Giardia duodenalis</i>	<i>Toxocara cati</i>
<i>Hammondia hammondi</i>	<i>Toxoplasma gondii</i>
<i>Heterophyes heterophyes</i>	<i>Trichuris felis</i>
<i>Isospora felis</i>	<i>Uncinaria spp</i>

Parasites des Ursidés (nom latin)	Espèce hôte chez qui le parasite a été observé
<i>Ankylostoma caninum</i>	Tous les ursidés
<i>Ankylostoma malayanus</i>	Ours malais, ours du Tibet
<i>Arthrocephalus lotoris</i>	Ours baribal
<i>Baylisascaris multipapillata</i>	Ours brun, ours polaire
<i>Baylisascaris transfuga</i>	Tous les ursidés
<i>Capillaria aerophila</i>	Ours baribal
<i>Capillaria putorii</i>	Ours baribal
<i>Crenosoma spp</i>	Ours baribal
<i>Cryptosporidium parvum</i>	Ours baribal
<i>Dicrocoelium lanceolatum</i>	Ours du Tibet
<i>Diphyllobothrium ursi</i>	Ours brun
<i>Molineus barbatus</i>	Ours baribal
<i>Nanophyetus salmincola</i>	Ours baribal, ours brun
<i>Nematodirus spp</i>	Ours brun
<i>Strongyloides spp</i>	Ours baribal
<i>Taenia hydatigena</i>	Ours baribal
<i>Taenia krabbei</i>	Ours baribal, ours brun
<i>Toxascaris leonina</i>	Tous les ursidés
<i>Trichuris spp</i>	Tous les ursidés
<i>Uncinaria rauschi</i>	Ours brun
<i>Uncinaria yukonensis</i>	Ours brun

Parasites des Hyénidés (nom latin)	Espèce hôte chez qui le parasite a été observé
<i>Ankylostoma braziliense</i>	Hyène tachetée
<i>Ankylostoma caninum</i>	Hyène tachetée
<i>Ankylostoma duodenale</i>	Hyène tachetée
<i>Diphyllobothrium spp</i>	Hyène tachetée
<i>Dipylidium caninum</i>	Hyène tachetée, hyène rayée
<i>Echinococcus granulosus</i>	Hyène tachetée
<i>Mesocestoides spp</i>	Hyène rayée
<i>Opistorchis caninum</i>	Hyène rayée
<i>Spirometra spp</i>	Hyène tachetée
<i>Taenia crocutae</i>	Hyène tachetée
<i>Taenia dinniki</i>	Hyène tachetée
<i>Taenia hyenae</i>	Hyène tachetée, hyène brune
<i>Taenia olngojinei</i>	Hyène tachetée
<i>Taenia serialis</i>	Hyène tachetée
<i>Taenia spp.</i>	Hyène rayée
<i>Toxascaris leonina</i>	Toutes les hyénidés
<i>Toxascaris vesteriae</i>	Hyène tachetée
<i>Toxocara canis</i>	Hyène tachetée
<i>Uncinaria spp.</i>	Hyène tachetée

Parasites des Mustélidés (nom latin)	
<i>Angiostrongylus vasorum</i>	<i>Giardia duodenalis</i>
<i>Ankylostoma caninum</i>	<i>Isospora laidlawi</i>
<i>Aonotheca putorii</i>	<i>Macrocanthorhynchus ingens</i>
<i>Atriotænia procyonis</i>	<i>Mastophorus muris</i>
<i>Baylisascaris devosi</i>	<i>Mesocestoides spp</i>
<i>Capillaria aerophilus</i>	<i>Molineus patens</i>
<i>Capillaria putorii</i>	<i>Nanophyetus samincola</i>
<i>Corynosoma semerme</i>	<i>Oschmarenia spp</i>
<i>Corynosoma strumosum</i>	<i>Pearsonema plica</i>
<i>Crenosoma vulpis</i>	<i>Sarcocystis spp</i>
<i>Cryptosporidium parvum</i>	<i>Spirometra mansoni</i>
<i>Diphyllobothrium spp.</i>	<i>Strongyloides stercoralis</i>
<i>Dipylidium caninum</i>	<i>Taenia mustelae</i>
<i>Eimeria furonis</i>	<i>Toxascaris leonina</i>
<i>Eimeria ictidea</i>	<i>Toxocara canis</i>
<i>Eucoleus spp</i>	<i>Toxocara cati</i>
<i>Euparyphium melis</i>	<i>Troglorema acutum</i>
<i>Euyhelmis squamula</i>	<i>Uncinaria spp</i>
<i>Fasciola hepatica</i>	

Parasites des Herpestidés, Procyonidés, Viverridés... (nom latin)	Espèce hôte chez qui le parasite a été observé
<i>Alaria spp</i>	Toutes espèces
<i>Angiostrongylus vasorum</i>	Panda roux
<i>Ankylostoma spp</i>	Toutes espèces
<i>Ankylostoma martinezi</i>	Genette
<i>Atriotænia procyonis</i>	Raton laveur
<i>Baylisascaris procyonis</i>	Raton laveur, panda roux
<i>Capillaria spp</i>	Toutes espèces
<i>Cryptosporidium parvum</i>	Toutes espèces
<i>Diphyllobothrium spp.</i>	Toutes espèces
<i>Diplopylidium monoophorum</i>	Genette
<i>Eimeria spp</i>	Toutes espèces
<i>Eimeria procyonis</i>	Raton laveur
<i>Eurytrema procyonis</i>	Raton laveur
<i>Giardia duodenalis</i>	Toutes espèces
<i>Gnathostoma procyonis</i>	Raton laveur
<i>Isospora spp.</i>	Toutes espèces
<i>Joyeuxiella spp</i>	Toutes espèces
<i>Mesocestoides spp</i>	Toutes espèces
<i>Molineus barbatus</i>	Raton laveur
<i>Oxynema suricattae</i>	Suricate
<i>Pseudandrya suricattae</i>	Suricate
<i>Spirometra mansoni</i>	Toutes espèces
<i>Strongyloides stercoralis</i>	Toutes espèces
<i>Taenia parva</i>	Genette
<i>Toxascaris leonina</i>	Toutes espèces
<i>Toxocara canis</i>	Genette
<i>Toxocara suricattae</i>	Suricate
<i>Trichuris spp</i>	Panda roux
<i>Uncinaria spp</i>	Toutes espèces

Annexe 7 : Tableau 11 : Classification des différentes espèces de Carnivores dans le règne animal.

Famille	Nom commun	Nom latin
Félinés	Tigre (de Sumatra, du Bengale...)	<i>Panthera tigris</i>
	Léopard et panthères (de l'Amour, de Perse, des Neiges...)	<i>Panthera pardus</i>
	Panthère Longibande ou Nébuleuse	<i>Panthera neofelis</i>
	Lion	<i>Panthera leo</i>
	Guépard	<i>Acinonyx jubatus</i>
	Jaguar	<i>Panthera onca</i>
	Puma	<i>Puma concolor</i>
	Lynx	<i>Lynx spp</i>
	Jaguarondi	<i>Puma yagouarondi</i>
	Serval	<i>Leptailurus serval</i>
	Caracal	<i>Caracal caracali</i>
	Margay	<i>Leopardus wiedii</i>
	Ocelot	<i>Leopardus pardalis</i>
	Oncille	<i>Leopardus tigrinus</i>
	Fossa	<i>Cryptoprocta ferox</i>
	Chat tigre	<i>Leopardus tigrinus</i>
	Chat de Geoffroy	<i>Leopardus geoffroyi</i>
	Chat des Pampas ou Colocolo	<i>Leopardus colocolo</i>
	Chat de Temminck	<i>Pardofelis temminckii</i>
	Chat à Tête Plate	<i>Prionailurus planiceps</i>
	Chat Léopard (du Bengale, de Sibérie...)	<i>Prionailurus bengalensis</i>
	Chat Pêcheur ou Viverrin	<i>Prionailurus viverrinus</i>
Chat de Pallas ou Manul	<i>Otocolobus manul</i>	
Chat des marais	<i>Felis chaus</i>	
Chat de Gordoni	<i>Felis silvestris</i>	
Chat des sables	<i>Felis margarita</i>	
Canidés	Loups (d'Europe, des Toundras, Dingo...)	<i>Canis lupus</i>
	Loups roux	<i>Canis rufus</i>
	Chacal commun ou doré	<i>Canis aureus</i>
	Chacal à chabraque	<i>Canis mesomelas</i>
	Chacal rayé	<i>Canis adustus</i>
	Coyote	<i>Canis latrans</i>
	Loups à crinière	<i>Chrysocyon brachyurus</i>
	Dhole	<i>Cuon alpinus</i>

	Lycaon	<i>Lycaon pictus</i>
	Chien viverrin	<i>Nyctereutes procyonides</i>
	Otocyon	<i>Otocyon megalotis</i>
	Chien des buissons	<i>Speothos venaticus</i>
	Renard polaire	<i>Alopex lagopus</i>
	Renard à petites oreilles	<i>Atelocynus microtis</i>
	Renard crabier	<i>Cerdocyon thous</i>
	Renard gris de Patagonie	<i>Dusicyon griseus</i>
	Renard gris d'Argentine, Renard des Andes, Renard de la Pampa	<i>Pseudalopex spp.</i>
	Autres Renards	<i>Vulpes spp.</i>
Ursidés	Ours blanc	<i>Thalarcos maritimus</i>
	Ours noir	<i>Ursus americanus</i>
	Ours à Collier	<i>Selenarctos thibetanus</i>
	Ours à Lunettes	<i>Tremarctos ornatus</i>
	Ours Malais ou des Cocotiers	<i>Helarctos malayanus</i>
	Ours Lippu	<i>Melursus ursinus</i>
	Grizzly, Ours brun	<i>Ursus arctos</i>
Herpestidés	Suricate	<i>Suricata suricatta</i>
	Mangouste jaune	<i>Cynictis penicillata</i>
	Autres mangoustes... <i>Nombreuses espèces</i>	<i>Atilax spp.</i>
		<i>Bdeogale spp.</i>
		<i>Crossarchus spp.</i>
		<i>Dologale spp.</i>
		<i>Galerella spp.</i>
		<i>Helogale spp.</i>
		<i>Herpestes spp.</i>
		<i>Ichneumia spp.</i>
		<i>Liberiictis spp.</i>
		<i>Mungos spp.</i>
		<i>Rhynchogale spp.</i>
		<i>Paracynictis spp.</i>
Procyonidés	Coati Commun	<i>Nasua nasua</i>
	Coati des Montagnes	<i>Nasuella olivacea</i>
	Autres coatis...	<i>Nasua spp.</i>
	Olingo (d'Allen, de Beddard...)	<i>Bassaricyon spp.</i>
	Bassaris (rusé, d'Amérique)	<i>Bassariscus spp.</i>
	Kinkajou	<i>Potos flavus</i>
	Raton Laveur Commun	<i>Procyon lotor</i>
	Autres ratons...	<i>Procyon spp.</i>

Otariidés	Arctocephalinae : Otaries à Fourrures ou Ours de Mer	<i>Arctocephalus spp.</i>
		<i>Callorhinus spp.</i>
	Otariinae : Otaries à Jarre ou Lions de Mer	<i>Eumetopias spp.</i>
		<i>Neophoca spp.</i>
		<i>Otaria spp.</i>
		<i>Phocarctos spp.</i>
	<i>Zalophus spp.</i>	
Ailuridés	Panda roux	<i>Ailurus fulgens</i>
Viverridés	Binturong	<i>Arctictis binturong</i>
	Genette (commune, d'Angola...)	<i>Genetta spp.</i>
	Linsang	<i>Prionodon spp.</i>
		<i>Poiana spp.</i>
	Civette	<i>Chrotogale spp.</i>
		<i>Cynogale spp.</i>
		<i>Diplogale spp.</i>
		<i>Hemigalus spp.</i>
		<i>Arctogalidia spp.</i>
		<i>Macrogalidia spp.</i>
		<i>Paguma spp.</i>
		<i>Paradoxurus spp.</i>
		<i>Civettictis spp.</i>
		<i>Viverra spp.</i>
<i>Viverricula spp.</i>		
Mustélidés	Loutre cendrée, à joues blanches...	<i>Aonyx spp.</i>
	Loutre de mer	<i>Enhydra lutris</i>
	Loutre de rivière, marine...	<i>Lontra spp.</i>
	Loutre d'Europe, de Sumatra	<i>Lutra spp.</i>
	Loutre à pelage lisse	<i>Lutrogale perspicillata</i>
	Loutre géante	<i>Pteronura brasiliensis</i>
	Balisaur	<i>Arctonyx collaris</i>
	Blaireau d'Europe, du Japon	<i>Meles spp.</i>
	Blaireau d'Amérique	<i>Taxidea taxus</i>
	Grison	<i>Galictis vittata</i>
	Carcajou	<i>Gulo gulo</i>
	Zorille	<i>Ictonyx striatus</i>
	Ratel	<i>Mellivora capensis</i>
	Martre à tête grise	<i>Eira barbara</i>
	Fouine	<i>Martes foina</i>
	Zibeline	<i>Martes zibellina</i>
	Autres Martres	<i>Martes spp.</i>
Hermine	<i>Mustela erminea</i>	

	Putois d'Europe	<i>Mustela putorius</i>
	Vison d'Europe	<i>Mustela lutreola</i>
	Autres Belettes	<i>Mustela spp.</i>
	Putois marbré	<i>Vormela peregusna</i>
	Vison	<i>Neovison spp.</i>
Hyénidés	Hyène tachetée	<i>Crocuta crocuta</i>
	Hyène rayée	<i>Hyaena hyaena</i>
	Hyène brune	<i>Parahyaena brunnea</i>
	Protèle	<i>Proteles cirratus</i>
Odobénidés	Morse	<i>Odobenus rosmarus</i>
Phocidés	Phoques	<i>Leptonychotes spp.</i>
		<i>Lobodon spp.</i>
		<i>Ommatophoca spp.</i>
		<i>Monachus spp.</i>
		<i>Phoca spp.</i>
		<i>Halichoerus spp.</i>
		<i>Erignathus spp.</i>
	<i>Cystophora spp.</i>	
	Eléphant de mer	<i>Mirounga spp.</i>
Léopard de mer	<i>Hydrurga leptonyx</i>	
Mephitidés	Mouffettes	<i>Conepatus spp.</i>
		<i>Mephitis spp.</i>
		<i>Mydaus spp.</i>
		<i>Spilogale spp.</i>
Nandiniidés	Civette Palmiste Africaine	<i>Nandinia binotata</i>
Pryonodontidés	Linsang rayé	<i>Prionodon linsang</i>
	Linsang tacheté	<i>Prionodon pardicolor</i>
Eupleridés	Fossa	<i>Cryptoprocta ferox</i>
	Euplère de Goudot	<i>Eupleres goudotii</i>
	Mangouste à queue annelée	<i>Galidia elegans</i>
	Galidie rayée	<i>Galidictis fasciata</i>
	Mangouste de Grandidier	<i>Galidictis grandidieri</i>
	Civette malgache	<i>Fossa fossana</i>
	Mangouste à dix raies	<i>Mungotictis decemlineata</i>
	Galidie unicolore	<i>Salanoia concolor</i>

TOULOUSE 2017

NOM : PERRIN

PRENOM : Rémi

TITRE : ATLAS COPROSCOPIQUE DES CARNIVORES DE PARCS ZOOLOGIQUES FRANÇAIS

RESUME : Le parasitisme interne est un facteur clé qu'il est important de maîtriser en parcs zoologiques. En effet, une infestation parasitaire interne peut être à l'origine d'une altération majeure de l'état général des animaux au contact d'un public pour lequel le bien-être animal est une préoccupation primordiale de nos jours. La base de ce diagnostic repose sur l'examen au microscope des fèces, c'est à dire via la réalisation d'un examen complémentaire simple et à la portée de tout vétérinaire : la coproscopie.

Ce travail de thèse a tout d'abord eu pour objectif d'établir un atlas, à partir de photographies des parasites les plus fréquemment rencontrés en France chez les Carnivores, accessible aux vétérinaires sur le terrain, dans le but de les accompagner dans l'identification des parasites lors de la réalisation d'examens coproscopiques. Des œufs de nématodes et des oocystes de coccidies (parasites à cycle direct) ont pu être mis en évidence à partir de coproscopies réalisées sur des échantillons soumis à examen dans le cadre de cette étude.

Des analyses quantitatives et qualitatives des fèces de 35 espèces différentes ont ainsi pu être réalisées grâce aux méthodes de MacMaster et de flottation totale. Ces résultats ont permis dans un deuxième temps de mettre en lumière la prévalence du parasitisme chez les espèces Carnivores de 15 parcs zoologiques de France. Celle-ci était plus faible que la moyenne des données rapportées dans la littérature, avec des écarts de prévalence très importants selon les différents zoos. Cette thèse est également l'occasion d'aborder des hypothèses explicatives de ces différences et de donner des lignes directrices de prise en charge et de prévention pour la lutte contre le parasitisme interne.

MOTS CLES : atlas, coproscopie, Carnivores, parc zoologique, zoo, prévalence, parasites, fèces, helminthes, protozoaires, MacMaster, flottation.

TITLE : COPROSCOPIC ATLAS OF CARNIVORES OF FRENCH ZOOLOGICAL PARKS.

SUMMARY : Internal parasitism is a key factor that it is important to master in zoological parks. Indeed, an internal parasitic infestation may be at the origin of a major alteration of the general condition of the animals for a public more and more preoccupied of the animal well-being nowadays. The basis of this diagnosis rests on the examination in the microscope of faeces. That is via the realization of a simple complementary examination and within the reach of any veterinarian: the « coproscopy ».

First of all, this thesis work was intended to establish an atlas, from photographs of the most frequently parasites encountered in France among Carnivores, accessible to veterinarians in the field, in order to accompany them in the identification of parasites during the realization of coproscopic examinations. Nematode eggs and Coccidia oocysts (direct-cycle parasites) have been identified from coproscopies carried out on samples submitted for examination in the context of this study.

Quantitative and qualitative analyses of the faeces of 35 different species were realized thanks to methods of MacMaster and total flotation. These results allowed in a second phase to highlight the prevalence of parasitism in carnivorous species of 15 zoological parks in France. This one was lower than the average of the data reported in the literature, with very high prevalence differences according to the different zoos. This thesis is also an opportunity to address the explanatory assumptions of these differences and to give guidelines of care and prevention for the fight against internal parasitism.

KEYWORDS: atlas, coproscopy, carnivores, zoological park, zoo, prevalence, parasites, faeces, helminths, protozoa, MacMaster, flotation.