



**HAL**  
open science

# Comparaison des méthodes de diagnostic parasitaire par coproscopie utilisées en parc zoologique en France. Étude bibliographique et questionnaire à but de confrontation expérimentale

Antoine Dedeyan

## ► To cite this version:

Antoine Dedeyan. Comparaison des méthodes de diagnostic parasitaire par coproscopie utilisées en parc zoologique en France. Étude bibliographique et questionnaire à but de confrontation expérimentale. Médecine vétérinaire et santé animale. 2024. dumas-04609665

**HAL Id: dumas-04609665**

**<https://dumas.ccsd.cnrs.fr/dumas-04609665v1>**

Submitted on 12 Jun 2024

**HAL** is a multi-disciplinary open access archive for the deposit and dissemination of scientific research documents, whether they are published or not. The documents may come from teaching and research institutions in France or abroad, or from public or private research centers.

L'archive ouverte pluridisciplinaire **HAL**, est destinée au dépôt et à la diffusion de documents scientifiques de niveau recherche, publiés ou non, émanant des établissements d'enseignement et de recherche français ou étrangers, des laboratoires publics ou privés.



Distributed under a Creative Commons Attribution - NonCommercial - NoDerivatives 4.0 International License

Année 2024

**COMPARAISON DES MÉTHODES DE DIAGNOSTIC  
PARASITAIRE PAR COPROSCOPIE UTILISÉES EN PARC  
ZOOLOGIQUE EN FRANCE.  
ÉTUDE BIBLIOGRAPHIQUE ET QUESTIONNAIRE À BUT DE  
CONFRONTATION EXPÉRIMENTALE**

**THÈSE**

pour obtenir le diplôme d'État de  
**DOCTEUR VÉTÉRINAIRE**  
présentée et soutenue publiquement devant  
la Faculté de Médecine de Créteil (UPEC)  
le 27 février 2024

par

**Antoine, Hagop DEDEYAN**

sous la direction de  
**Radu BLAGA**

**JURY**

<b>Présidente du jury :</b>	<b>Mme Julie RIVIÈRE</b>	Professeure à l'EnvA
<b>Directeur de thèse :</b>	<b>M. Radu BLAGA</b>	Professeur à l'EnvA
<b>Examineur :</b>	<b>M. Pascal ARNÉ</b>	Maître de Conférences à l'EnvA



version Janvier 2024

**Liste des Professeurs et Maîtres de conférences titulaires de l'HDR**

M	Adjou	Karim	Professeur	DPASP
M	Audigié	Fabrice	Professeur	DEPEC
M	Bellier	Sylvain	Professeur	DSBP
Mme	Benchekroun	Ghita	Maître de conférences HDR	DEPEC
M	Blaga	Radu	Professeur	DSBP
M	Blot	Stéphane	Professeur	DEPEC
M	Boulouis	Henri-Jean	Professeur émérite	DSBP
Mme	Chahory	Sabine	Professeur	DEPEC
Mme	Chastant	Sylvie	Professeur	DPASP
M	Chateau	Henry	Professeur	DSBP
Mme	Chetboul	Valerie	Professeur	DEPEC
Mme	Crepeaux	Guillemette	Maître de conférences HDR	DSBP
Mme	Crevier-Denoix	Nathalie	Professeur	DSBP
M	Degueurce	Christophe	Professeur	DSBP
M	Denoix	Jean-Marie	Professeur	DEPEC
M	Desquibet	Loïc	Professeur	DSBP
Mme	Dufour	Barbara	Professeur émérite	DPASP
M	Fayolle	Pascal	Professeur émérite	DEPEC
M	Federighi	Michel	Professeur	DPASP
M	Fontbonne	Alain	Professeur	DEPEC
Mme	Gilbert	Caroline	Professeur	DSBP
M	Grandjean	Dominique	Professeur	DEPEC
Mme	Grimard-Ballif	Bénédicte	Professeur	DPASP
Mme	Haddad-Hoang Xuan	Nadia	Professeur	DPASP
M	Jouvion	Gregory	Professeur	DSBP
M	Kohlhauer	Matthias	Professeur	DSBP
Mme	Le Poder	Sophie	Professeur	DSBP
Mme	Le Roux	Delphine	Maître de conférences HDR	DSBP
M	Manassero	Mathieu	Professeur	DEPEC
Mme	Maurey-Guéneç	Christelle	Professeur	DEPEC
M	Millemann	Yves	Professeur	DPASP
M	Ponter	Andrew	Professeur	DPASP
Mme	Risco-Castillo	Véronica	Maître de conférences HDR	DSBP
Mme	Rivière	Julie	Professeur	DPASP
Mme	Robert	Céline	Professeur	DSBP
M	Tiret	Laurent	Professeur	DSBP
M	Tissier	Renaud	Professeur	DSBP
M	Verwaerde	Patrick	Professeur	DEPEC
Mme	Viateau	Véronique	Professeur	DEPEC

**Liste des Maîtres de conférences et Ingénieurs de recherche DMV**

M	Arné	Pascal	Maître de conférences	DPASP
Mme	Barassin	Isabelle	Maître de conférences	DPASP
Mme	Barbarino	Alix	Ingénieur de recherche (DMV)	DEPEC
Mme	Bertoni	Lelia	Maître de conférences	DEPEC
Mme	Canonne-Guibert	Morgane	Maître de conférences	DEPEC
Mme	Chevallier	Lucie	Maître de conférences	DSBP
Mme	Cochet-Faivre	Noëlle	Maître de conférences	DEPEC
Mme	Cordonnier-Lefort	Nathalie	Maître de conférences	DSBP
Mme	Coudry	Virginie	Ingénieur de recherche (DMV)	DEPEC
M	Crozet	Guillaume	Maître de conférences	DPASP
Mme	De Paula Reis	Alline	Maître de conférences	DPASP
M	Delsart	Maxime	Maître de conférences	DPASP
Mme	Denis	Marine	Ingénieur de recherche (DMV)	DPASP
M	Deshuillers	Pierre	Maître de conférences	DSBP
M	Gauthier	Michel	Maître de conférences associé	DPASP
Mme	Guérin	Virginie	Maître de conférences	DSBP
Mme	Guétin-Poirier	Valentine	Maître de conférences	DPASP
Mme	Jacquet	Sandrine	Ingénieur de recherche (DMV)	DEPEC
M	Kurtz	Maxime	Ingénieur de recherche (DMV)	DEPEC
Mme	Lagrée	Anne-Claire	Maître de conférences	DSBP
Mme	Le Dudal	Marine	Ingénieur de recherche (DMV)	DSBP
Mme	Légrand	Chantal	Maître de conférences associé	DSBP
M	Mammeri	Mohamed	Maître de conférences	DSBP
Mme	Manguin	Estelle	Maître de conférences	DEPEC
Mme	Marignac	Genevieve	Maître de conférences	DSBP
Mme	Marotto	Stéphanie	Ingénieur de recherche (DMV)	DEPEC
Mme	Maurice	Emeline	Ingénieur de recherche (DMV)	DEPEC
Mme	Mespoules-Rivière	Céline	Ingénieur de recherche (DMV)	DEPEC
Mme	Mtimet	Narjès	Maître de conférences	DPASP
M	Mortier	Jérémy	Maître de conférences associé	DEPEC
M	Nudelmann	Nicolas	Maître de conférences	DEPEC
M	Pignon	Charly	Ingénieur de recherche (DMV)	DEPEC
M	Polack	Bruno	Maître de conférences	DSBP
Mme	Quéré	Émilie	Ingénieur de recherche (DMV)	DEPEC
Mme	Ravary-Plumioën	Bérangère	Ingénieur de recherche (DMV)	DPASP
M	Reyes-Gomez	Edouard	Maître de conférences	DSBP
Mme	Rose	Hélène	Maître de conférences associé	DSBP
M	Tanquerel	Ludovic	Maître de conférences	DEPEC

# Remerciements

**À la présidente du jury de cette thèse, Mme Julie Rivière, Professeure à l'EnvA,**

Pour m'avoir fait l'honneur d'accepter la présidence du jury de cette thèse, ainsi que pour tous vos enseignements, sincères remerciements.

**À M. Radu Blaga, Professeur à l'EnvA,**

Pour vos enseignements, votre disponibilité durant ma scolarité, et l'encadrement et le temps consacré à ce travail, sincères remerciements.

**À M. Arné Pascal, Maître de conférences à l'EnvA,**

Pour vos enseignements, ainsi que le temps consacré à m'aiguiller dans mon premier projet de thèse, sincères remerciements.

**Aux différents parcs zoologiques ayant participé,**

Pour le temps consacré au questionnaire, pour vos réponses complètes et votre intérêt dans les résultats et les suites possibles de ce travail, sincères remerciements.

**À Mme Julie Brunet,**

Pour l'accueil et les réponses à mes nombreuses questions lors de ma visite au laboratoire, sincères remerciements.

**À M. Hubert Ferté,**

Pour les réponses à mes nombreuses questions et les échanges lors de vos interventions au zoo, sincères remerciements.

# Table des matières

---

Liste des figures.....	3
Liste des tableaux .....	5
Liste des abréviations.....	7
Introduction .....	9
<b>Première partie : étude bibliographique des endoparasites en parc zoologique .....</b>	<b>11</b>
1. Présentation des endoparasites .....	11
A. <i>Les protozoaires</i> .....	11
a. Les rhizo-flagellés (embranchement Sarcomastigophora) .....	11
b. Les ciliés (embranchement Ciliophora) .....	11
c. Les apicomplexes (embranchement Sporozoaires) .....	12
d. Les microsporidies (embranchement Microspora) .....	12
B. <i>Les helminthes</i> .....	13
a. Les plathelminthes .....	13
b. Les némathelminthes .....	16
c. Les acanthocéphales .....	17
d. Les arthropodes .....	19
2. Les animaux présentés en parc zoologique et leurs parasites.....	21
A. <i>Classement des mammifères</i> .....	21
B. <i>Les mammifères marins</i> .....	24
a. Les cétacés (Cetacea) .....	24
b. Les pinnipèdes.....	24
c. Les siréniens.....	25
d. Les ours polaires.....	25
e. Les loutres de mer .....	26
C. <i>Les mammifères terrestres</i> .....	27
a. Les carnivores terrestres.....	27
b. Les ruminants .....	31
c. Les herbivores monogastriques .....	32
d. Les lagomorphes et rongeurs .....	35
e. Les suinés.....	36
f. Les primates non humains .....	36
g. Les pholidotes et autres mammifères insectivores .....	39
h. Les xénarthres .....	39
i. Les chiroptères .....	39
j. Les monotremes .....	40
k. Les marsupiaux.....	40
3. Bilan des parasites d'intérêt chez les mammifères en parc zoologique .....	42
4. Caractérisation des éléments parasitaires retrouvés dans les matières fécales .....	49
A. <i>Protozoaires</i> .....	49
a. Apicomplexes.....	49
b. Amibes.....	49
c. Microsporidies .....	50
d. Ciliés .....	50
e. Flagellés.....	50
B. <i>Helminthes</i> .....	51
a. Nématodes.....	51
b. Cestodes.....	52
c. Acanthocéphales et trématodes.....	53
<b>Deuxième partie : méthodes coproscopiques et intérêts.....</b>	<b>55</b>
1. Les méthodes de coproscopie existantes : protocoles et intérêts des méthodes de routine .....	55

A. L'examen direct.....	55
B. Méthodes de concentration par flottation.....	56
a. Principe général.....	56
b. Les différents solutés.....	56
c. Méthodes qualitative (flottation totale) et quantitative (McMaster).....	57
d. Coproscopie qualitative.....	57
e. Coproscopie quantitative.....	59
C. Méthode de concentration par sédimentation simple.....	60
D. Méthode de Baermann.....	61
E. Les colorations.....	62
2. Méthodes et taxons.....	63
<b>Troisième partie : réalisation de l'examen coproscopique dans les parcs zoologiques en France.....</b>	<b>66</b>
1. Les méthodes utilisées en parc zoologique : élaboration d'un questionnaire à destination des parcs zoologiques français.....	66
2. Résultats.....	67
A. Place de l'examen coproscopique.....	67
B. Adaptation aux espèces examinées.....	68
C. Méthodes utilisées et protocoles.....	68
a. Examen direct.....	69
b. Examen par flottation.....	69
c. Examen par sédimentation.....	70
d. Examen par la méthode de Baermann.....	70
e. Autres méthodes.....	70
D. Interprétation et médicalisation.....	71
E. Bilan du questionnaire.....	72
<b>Discussion.....</b>	<b>73</b>
<b>Conclusion.....</b>	<b>75</b>
<b>Perspectives.....</b>	<b>77</b>
<b>Liste des références bibliographiques.....</b>	<b>79</b>
<b>Annexe 1 : questionnaire transmis aux parcs zoologiques participants.....</b>	<b>85</b>

# Liste des figures

---

Figure 1 : Cycle de développement typique d'une microsporidie .....	13
Figure 2 : Cycle de développement d'un trématode .....	14
Figure 3 : Cycle de développement d'un Cyclophyllidea (vrai cestode) .....	16
Figure 4: Cycle de développement d'un Pseudophyllidea (pseudo-cestode).....	16
Figure 5 : Cycle de développement d'un nématode.....	17
Figure 6 : Cycle de développement d'un acanthocéphale.....	18
Figure 7 : Divers pentastomes adultes de reptiles prélevés dans les voies respiratoires de serpents. ....	19
Figure 8 : Organigramme représentant notre classification des mammifères en groupes d'étude. ....	23
Figure 9 : Voies de contamination des félins de parc zoologique par <i>Toxoplasma gondii</i> accompagnées de mesures préventives .....	28
Figure 10 : Taux d'infestation de différents parasites selon les espèces hôtes.....	37
Figure 11 : Forme végétative d'amibe en déplacement (A, B, C) et kyste d'amibe (D) .....	50
Figure 12 : Différents œufs de nématodes représentant la diversité de taille existante .....	51
Figure 13 : Informations morphologiques et morphométriques concernant différents cestodes et leurs œufs (d'après Bourée <i>et al.</i> , 2012).....	53
Figure 14 : Schématisation d'une cellule de McMaster et de ses chambres.....	59
Figure 15 : Nombre de participants réalisant un examen coproscopique en fonction des différents symptômes. ....	67
Figure 16 : Deux kits utilisés par des participants.....	69





# Liste des tableaux

---

Tableau 1 : Parasites d'intérêt pour les différents groupes d'étude.....	42
Tableau 2 : Solutions denses utilisées en coproscopie (d'après Beugnet <i>et al.</i> , 2018) .....	56
Tableau 3 : Colorations utiles en coproscopie.....	62
Tableau 4 : Méthodes de coproscopie proposées, dans l'ordre d'importance, pour les différents taxons de mammifères étudiés .....	63
Tableau 5 : Méthodes de coproscopies utilisées dans les différentes institutions participantes avec leurs fréquences et motifs d'utilisation .....	68
Tableau 6 : Motifs de médicalisation suite à un examen coproscopique renseignés dans les questionnaires.....	71



# Liste des abréviations

---

**HD** : Hôte Définitif

**HI** : Hôte Intermédiaire

**LCS** : Liquide Cérébro-Spinal

**MIF** : Mercuriothiolate Iode Formol

**NWC** : New World Camelids (Camélidés du Nouveau Monde)

**NWM** : New World Monkeys (Singes du Nouveau Monde)

**OPG** : Œufs par grammes

**OWC** : Old World Camelids (Camélidés de l'Ancien Monde)

**OWM** : Old World Monkeys (Singes de l'Ancien Monde)

**PCR** : Polymerase Chain Reaction (Amplification en chaîne par polymérase)

**PNH** : Primates non humains

**SNC** : Système Nerveux Central

**TNTC** : Too Numerous To Count (Trop nombreux pour compter)

**WM** : Webber modifiée

**ZN** : Ziehl-Neelsen



# Introduction

---

Les parcs zoologiques abritent de nombreuses espèces animales dont une grande partie est menacée dans son habitat naturel. Ces institutions tiennent un rôle clé dans la conservation des espèces, la recherche ainsi que la pédagogie et la sensibilisation du public aux problématiques conservatoires et environnementales.

Cependant, les animaux présentés ne sont pas, à de rares exceptions près, dans leur environnement naturel. Densité de population, impossibilité de changer de pâturage, proximité avec des espèces normalement éloignées, différents facteurs peuvent être à l'origine d'un stress et d'une augmentation de la sensibilité aux agents pathogènes.

Les parasites représentent un problème très important pour les parcs zoologiques. D'un point de vue conservatoire, ils peuvent menacer la santé d'individus de haute importance génétique, notamment des jeunes, alors que la reproduction n'est pas toujours aisée. Ils peuvent porter atteinte à l'état général des animaux présentés et à leur bien être et faire croire à de la négligence. Ils peuvent également mettre en péril la sécurité sanitaire des travailleurs en cas de potentiel zoonotique.

La vigilance concernant la présence de parasites se fait à plusieurs niveaux. Tout d'abord, un état des lieux régulier est nécessaire, afin de savoir quels parasites circulent potentiellement dans la collection sans signes cliniques associés. De plus, au vu des nombreux échanges d'individus entre les différents parcs zoologiques, les parasites nécessitent d'être détectés en amont des transferts afin d'éviter la contamination de parcs et d'enclos indemnes. Enfin, ces agents pathogènes doivent être pris en compte dans les hypothèses diagnostiques lors de dégradation de l'état général d'un ou de plusieurs individus.

Plusieurs techniques de diagnostic sont disponibles pour les vétérinaires, mais la technique la plus facile de mise en œuvre dans les parcs zoologiques est la coproscopie, c'est-à-dire l'analyse visuelle des selles par l'intermédiaire d'un microscope. Elle reste globalement peu onéreuse et ne nécessite pas d'anesthésie ou de contention. C'est un examen direct, réalisable en clinique.

Cependant, la coproscopie dans un parc zoologique présente différentes difficultés. C'est un examen chronophage pour une structure dont l'équipe vétérinaire est souvent réduite et chargée en travail. La demande en laboratoire permet d'accéder à des techniques plus spécifiques, mais peut devenir rapidement onéreuse. De plus, les conditions de prélèvement d'échantillons ne sont pas toujours optimales.

D'expérience en stage étudiant, les méthodes utilisées en coproscopie semblent être souvent les mêmes dans ces institutions et ne reposent pas toujours sur des protocoles précis. Ces pratiques sont-elles assez sensibles pour la diversité de parasites et d'hôtes existante dans ces structures ? Au vu de l'importance de bien détecter les affections parasitaires, un protocole adapté à l'animal examiné semble être nécessaire. Il est donc crucial de savoir quels parasites seront recherchés chez quel hôte, dans quel contexte clinique, et comment obtenir une bonne sensibilité lors de son examen.

L'objectif de notre étude est de déterminer les parasites d'intérêt pour la détection chez différents taxons de mammifères, afin de leur attribuer des méthodes de coproscopie spécifiques et réalisables en parc zoologique. Un état des lieux du diagnostic parasitaire par coproscopie dans

les parcs zoologiques en France nous a permis de comparer les pratiques actuelles et nos propositions théoriques.

Nous présenterons d'abord les différentes familles d'endoparasites d'intérêt en médecine vétérinaire. Nous poursuivrons par un classement des mammifères dans des groupes cohérents avec l'étude de leurs parasites. Nous rechercherons, pour les différents groupes, les parasites d'intérêt clinique ou à défaut épidémiologique, et nous caractériserons les éléments parasitaires qui se retrouvent dans les selles de leur hôte. Ensuite, nous présenterons les différentes techniques de coproscopie réalisables en parc zoologique ainsi que leur intérêt ; puis nous attribuerons aux groupes de mammifères une ou plusieurs techniques prioritaires lors d'examen coproscopique. Enfin, nous étudierons les résultats d'un questionnaire transmis à différents parcs zoologiques, afin de réaliser un état des lieux de cette pratique dans ces institutions. Nous proposerons, selon nos résultats théoriques, des pistes d'améliorations concernant l'utilisation de la coproscopie dans ces institutions.

# Première partie : étude bibliographique des endoparasites en parc zoologique

---

## 1. Présentation des endoparasites

De nombreuses informations présentées dans ce chapitre sont issues des ressources pédagogiques de l'unité de parasitologie de l'EnvA ainsi que de l'ouvrage *Parasitologie clinique vétérinaire* par Hendrix, Robinson, et Le Sueur-Almosni (2019, Maloine).

### A. Les protozoaires

Les protozoaires sont des organismes eucaryotes unicellulaires, appartenant au groupe paraphylétique des protistes (Protista), dont la majorité possède un mode de vie libre (i.e. non parasitaire). Leur classification phylogénétique est complexe et sujette à débat, et nous n'entrerons pas plus dans les détails. Considérant cela, il est possible de diviser les protozoaires d'intérêt en parasitologie vétérinaire en trois embranchements : les rhizo-flagellés, les ciliés, et les apicomplexes. Les espèces de ces trois embranchements peuvent se présenter sous forme mobile dite trophozoïte ou sous forme non mobile enkystée, résistante dans le milieu extérieur. Nous rajouterons à notre étude un quatrième embranchement de parasite, autrefois classé comme protiste et aujourd'hui considéré comme un champignon : les microsporidies.

#### a. Les rhizo-flagellés (embranchement *Sarcomastigophora*)

Caractérisés par la présence d'organites locomoteurs de type flagelles et/ou pseudopodes.

1. Les flagellés (sous-embranchement *Mastigophora*) se caractérisent par la présence, sur leur forme mobile, d'au moins un flagelle. Cette particularité anatomique leur confère une mobilité facile dans les milieux liquides et explique leur présence dans le sang, la lymphe, ou encore le liquide cérébro-spinal (LCS). Si certaines espèces occupent ces milieux, d'autres se retrouvent dans le tractus digestif ou génital. Les flagellés peuvent vivre des vies libres comme parasites ou commensales. Les cycles parasites dépendent des espèces et peuvent être homoxènes à un seul hôte ou hétéroxènes à plusieurs hôtes. Certaines espèces comme celles du genre *Giardia* présentent les formes trophozoïtes et kystiques, d'autres comme *Dientamoeba fragilis* seulement la forme trophozoïte.
2. Les amibes (sous-embranchement *Sarcodina*) se déplacent ou glissent sur des surfaces solides, généralement à la base de milieux liquides, grâce à des pseudopodes. Chez les amibes aussi certaines espèces sont libres, d'autres parasites ou encore commensales.

#### b. Les ciliés (embranchement *Ciliophora*)

Comme leur nom l'indique, les ciliés se déplacent grâce à des cils de taille et présentation variables. Certains ciliés sont libres, d'autres parasites, commensaux ou encore symbiotes.



### ***c. Les apicomplexes (embranchement Sporozoaires)***

Les apicomplexes sont les plus complexes et variés des protozoaires, ils sont tous parasites. Ils parasitent pratiquement tous les embranchements du règne animal. Parasites intracellulaires obligatoires, ils peuvent parasiter l'épithélium intestinal ou encore les cellules du système réticulo-endothélial. Les cycles sont très variables d'une espèce à l'autre et sont très dépendants de la physiologie de l'hôte.

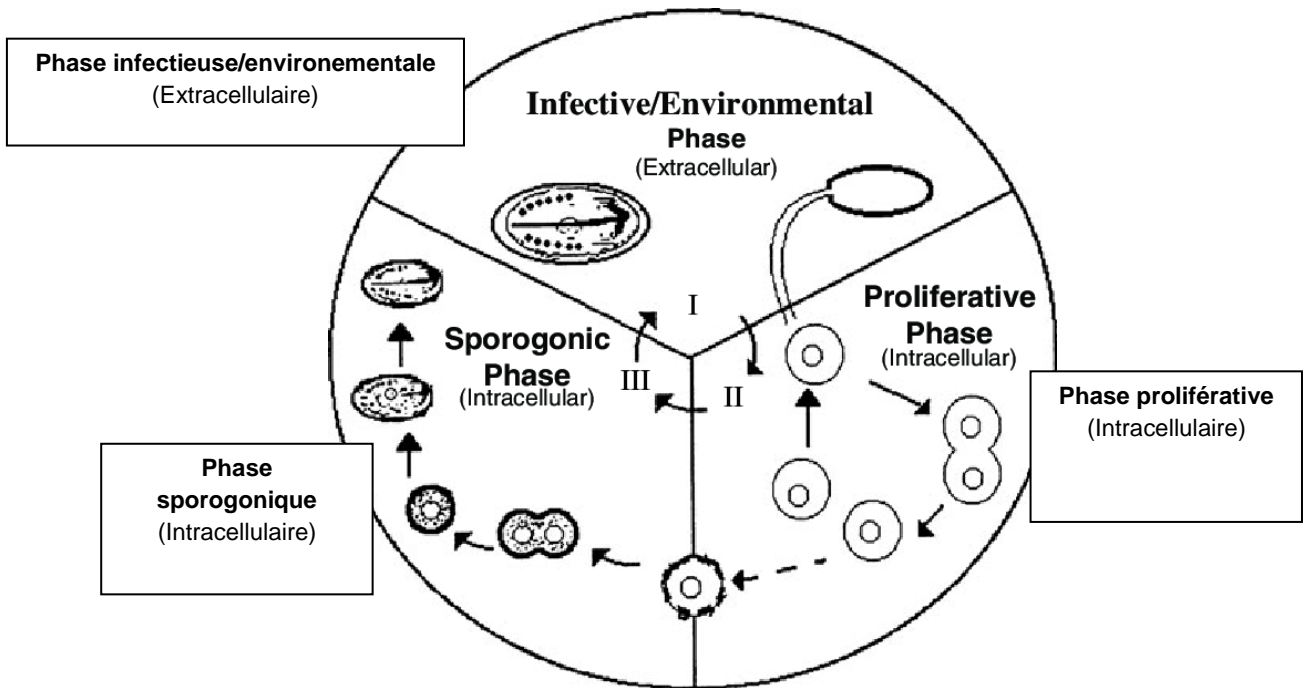
La forme kystique des apicomplexes est appelée oocyste et peut contenir plusieurs sporocystes ou en constituer un de lui-même. Lorsque les conditions optimales sont réunies, l'oocyste subit des divisions cellulaires et donne des sporozoïtes qui sont les formes trophozoïtes infectieuses. Ils se déplacent par ondulations.

Les apicomplexes sont composés des coccidies, grégarines, hémospordies et marosporidies.

### ***d. Les microsporidies (embranchement Microspora)***

Les microsporidies sont des champignons parasites intracellulaires obligatoires des vertébrés, des invertébrés, mais également d'autres protistes. Leur cycle de vie peut être divisé en trois phases (figure 1). La première phase est la phase infectieuse pendant laquelle la microsporidie, alors sous forme résistante de spore, va germiner et extérioriser un tube polaire permettant l'injection du matériel cytoplasmique, dit sporoplasme, dans la cellule hôte. Lors de la seconde phase qui est la phase proliférative, ce sporoplasme va se diviser par scission binaire pour donner des mérontes, qui sont les formes prolifératives. Lors de la dernière phase ou phase de différenciation ou sporogonie, une réorganisation des organites de la cellule hôte permet la transformation de mérontes en spores. La rupture de la cellule hôte permet le relargage des spores dans le milieu extérieur. Ces spores peuvent infecter des cellules du même organisme, mais aussi être relarguées dans les fécès ou les urines, pouvant alors infecter un nouvel organisme.

**Figure 1 : Cycle de développement typique d'une microsporidie (d'après Cali et al., 2017)**



## B. Les helminthes

Le terme d'Helminthe est un nom vernaculaire qui désigne les vers parasites. Il regroupe des espèces de taxons divers.

### a. Les plathelminthes

Les plathelminthes sont des vers dont le corps est aplati dorso-ventralement et dont le système digestif est réduit au maximum avec une seule ouverture positionnée ventralement. Bien que la classification des plathelminthes subisse depuis quelques années une importante révision et varie selon les auteurs, il est possible de les diviser en quatre classes : les turbellariés, les trématodes, les monogènes et les cestodes. Les trématodes regroupaient auparavant les trématodes monogènes et digènes. Désormais, la classification phylogénétique utilise ce terme pour désigner les digènes et ne l'associe plus aux monogènes qui constituent leur propre classe au sein du phylum des plathelminthes. Notre utilisation du terme trématode désignera donc les trématodes digènes.

- *Les turbellariés*

Les turbellariés sont des vers dont le mode de vie est libre à de rares exceptions et dont la position se trouve à mi-chemin entre le parasite et l'organisme commensal, comme par exemple les turbellariés des palourdes (« Turbellariés des palourdes », 2018). Au vu de leur biologie ne présentant aucun intérêt en coprologie, nous n'en parlerons pas davantage.

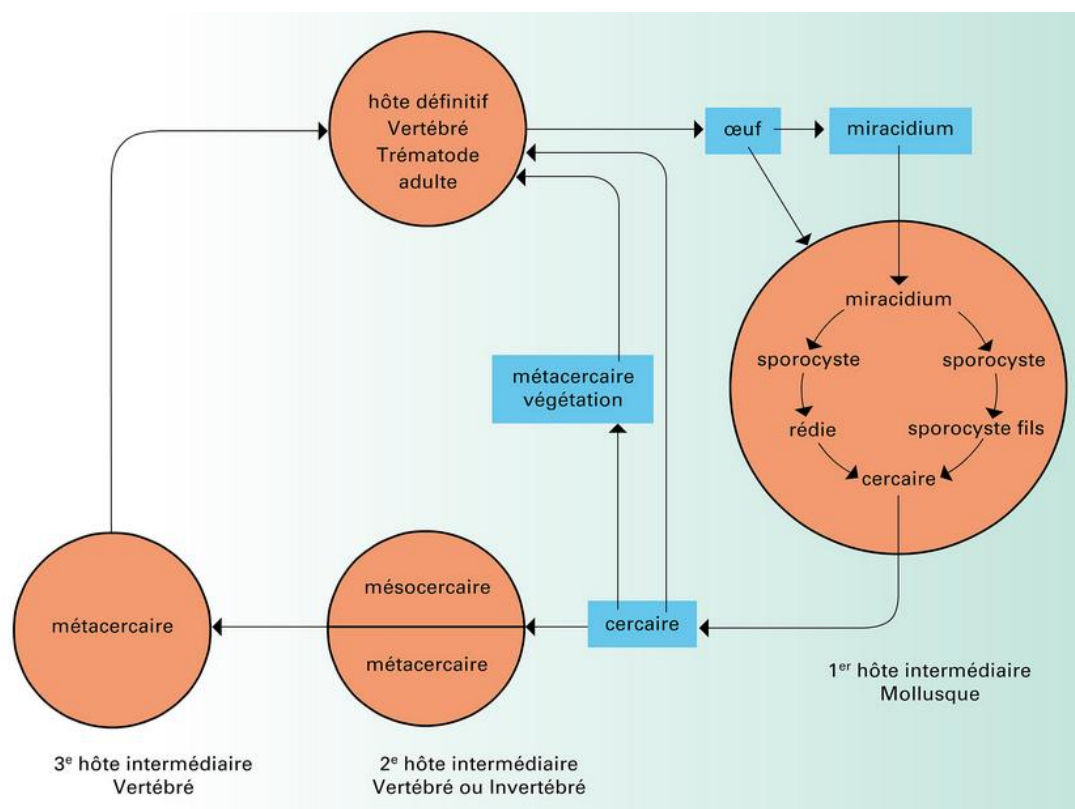
- *Les trématodes*

Les trématodes sont des vers parasites de vertébrés, dont le corps, non-segmenté, ressemble le plus fréquemment à une feuille, hormis quelques exceptions présentant des formes plus charnues ou plus longilignes comme les schistosomes ayant une apparence de nématode. Ils possèdent une ventouse ventrale servant uniquement à la fixation aux tissus, ainsi qu'une bouche comme

unique ouverture du tube digestif. Ceci implique une régurgitation des aliments digérés qui donne un vomit ou *fluke puke* souvent observé à l'histologie. Les trématodes adultes peuvent être retrouvés dans une grande diversité de tissus et organes de prédilection dont la majorité appartient à l'appareil digestif ; quelques trématodes ciblent les tissus sanguins ou pulmonaires.

Ce sont des vers hermaphrodites, à l'exception des schistosomes, pouvant se reproduire par autofécondation ou fécondation croisée. Les œufs, possédant un opercule caractéristique, sont éliminés avec les fèces de l'hôte. Une larve se développe au sein de l'œuf qui éclot en cas de contact avec de l'eau. La larve mobile, appelée miracidium, pénètre dans un gastéropode à travers son tegument et évolue en sporocyste qui donnera une multitude de rédies, donnant chacune une multitude de cercaires. Ces dernières sortent de leur hôte pour évoluer en milieu aquatique.

**Figure 2 : Cycle de développement d'un trématode**  
(d'après Universalis, n.d.)



Il y a alors trois façons pour les cercaires de contaminer l'hôte définitif (HD) :

- La cercaire traverse directement la peau de l'HD.
- La cercaire se fixe à une plante, se développe en métacercarie enkystée qui sera ingérée par un HD.
- La cercaire entre dans un second hôte intermédiaire (HI), se développe en métacercarie enkystée et pénètre l'HD lorsque ce dernier ingère l'HI.

Dans les trois cas de figure, la cercaire migre vers le site de prédilection et se développe en trématode adulte.

- *Les monogènes*

Si les monogènes sont pour la plupart des ectoparasites des poissons, certaines espèces parasitent d'autres vertébrés aquatiques, pouvant toucher par exemple le système urinaire ou encore la cavité buccale. Poursuivant un cycle monoxène, la fidélité d'hôte est cependant labile et le passage d'une espèce de vertébré à une autre, en l'occurrence des tortues aquatiques, a déjà été documentée (Meyer *et al.*, 2015).

A l'instar des turbellariés, leur biologie ne permet pas de diagnostic par coprologie ; ainsi, nous ne nous attacherons pas d'avantage à décrire ce taxon.

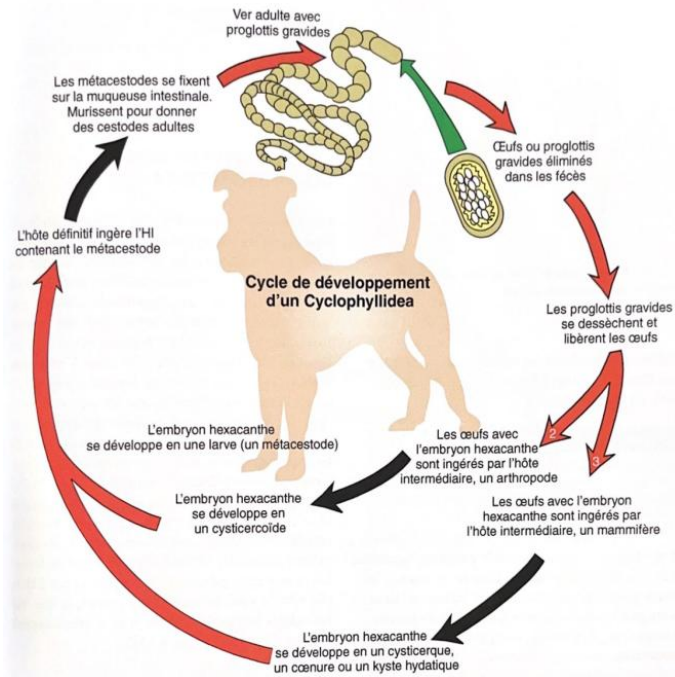
- *Les cestodes*

Les cestodes constituent le deuxième groupe d'intérêt en coprologie chez les plathelminthes. Ces vers, longs et segmentés, présentent une apparence de ruban, ce qui leur vaut l'appellation anglo-saxonne de *tapeworm*. D'un point de vue anatomique, les cestodes ne possèdent aucun orifice buccal ou anal et absorbent donc les nutriments à travers leur tégument. Ils possèdent à leur extrémité antérieure un appendice de fixation, le scolex. Caudalement à celui-ci se trouve le cou, zone germinative à partir de laquelle croît le strobile qui constitue le reste du corps du cestode. Le strobile est segmenté, composé de proglottis successifs. Les plus proches du cou sont des proglottis immatures, les plus éloignés des proglottis âgés ou gravides contenant des œufs. Entre ces deux catégories se trouvent les proglottis matures capables de se reproduire. Chaque proglottis renferme un appareil reproducteur mâle et un appareil reproducteur femelle : les cestodes sont hermaphrodites. Ils réalisent à la fois une fécondation croisée entre proglottis et une autofécondation au sein d'un même proglottis.

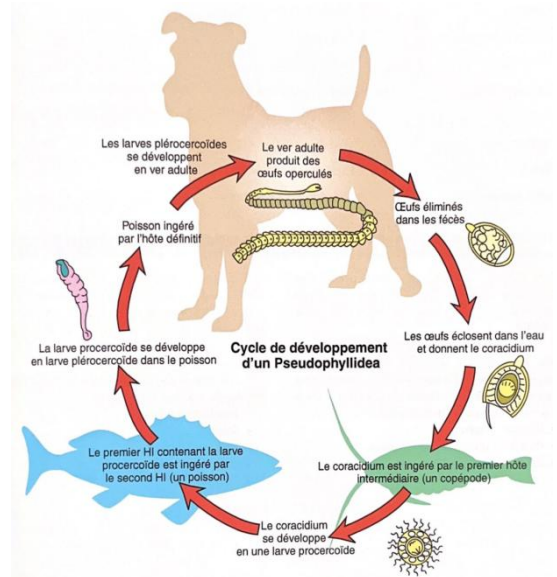
Il est possible de diviser les cestodes en deux sous-classes : les Cyclophyllidea ou vrais cestodes et les Pseudophyllidea ou pseudo-cestodes. Hormis de légères considérations anatomiques, notamment concernant l'appareil fixateur développé par le scolex, ce sont surtout leurs œufs et leurs cycles de développement qui diffèrent.

Les Cyclophyllidea suivent un cycle hétéroxène à un HI et un HD. L'HD définitif libère *via* ses fèces des œufs ou des proglottis gravides qui se dessèchent pour libérer les œufs. Ces derniers contiennent un embryon dit hexacanthé, pourvu de six crochets. Les œufs sont ingérés par un HI : cela peut être un arthropode ou un mammifère. L'embryon ingéré se développe en larve ou métacestode. Dans le cas d'un HI arthropode, l'embryon se développe en cysticercoïde. Dans le cas d'un HI mammifère, il se développe en cysticerque, cœnure ou kyste hydatique. Tous ces termes désignent des métacestodes dont la nature de l'hôte intermédiaire, les tissus de prédilection, ainsi que le niveau de pathogénicité et la structure diffèrent. Enfin, l'HD se contamine en ingérant l'HI, les métacestodes utilisent leur scolex pour se fixer à la paroi intestinale et finissent leur développement pour atteindre le stade de cestode adulte. Un nouveau cycle démarre.

**Figure 3 : Cycle de développement d'un Cyclophyllidea (vrai cestode)  
(d'après Hendrix *et al.*, 2019)**



**Figure 4: Cycle de développement d'un Pseudophyllidea (pseudo-cestode)  
(d'après Hendrix *et al.*, 2019))**



Les Pseudophyllidea, eux, suivent un cycle hétéroxène à deux HI et un HD. Le premier est un copépode, petit crustacé aquatique. Il se contamine en ingérant la larve libérée par l'œuf de pseudo-cestode qui a éclos au contact de l'eau une fois évacué dans les fèces de l'HD. Cette larve ciliée, appelée coracidium, se développe à l'intérieur du premier HI en une larve dite procercoïde. Cet HI est ingéré par un second HI, un poisson, au sein duquel la larve procercoïde mature pour atteindre le stade de larve plérocercoidé, possédant un scolex fonctionnel et capable d'infester l'HD lorsque ce dernier ingèrera le poisson. Elle se fixera sur la paroi intestinale et atteindra enfin le stade de cestode adulte, capable de développer son strobile.

### **b. Les némathelminthes**

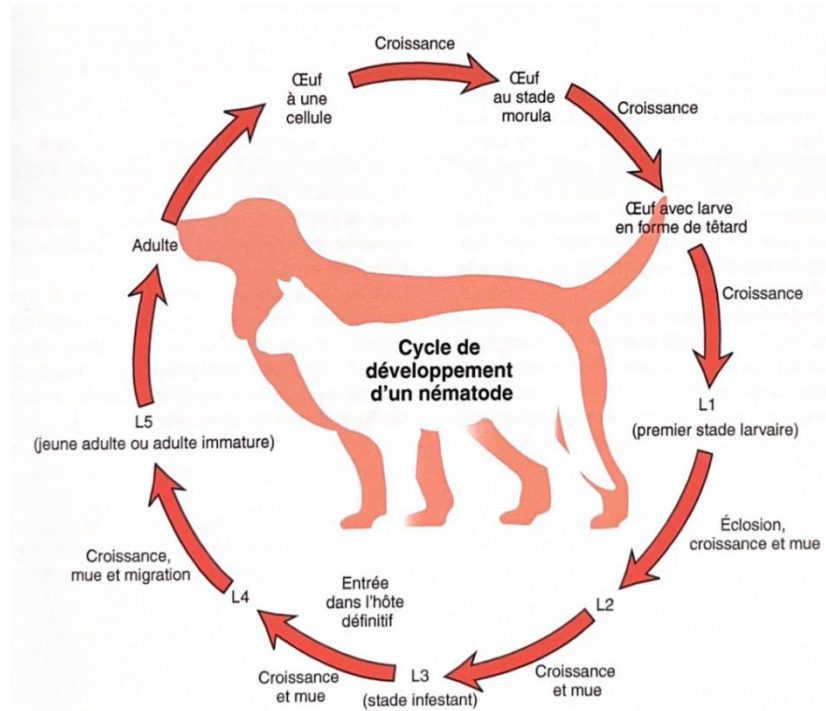
Les némathelminthes sont des vers non segmentés, fins et cylindriques. On trouve d'une part les nématodes, appelés couramment vers ronds, et d'autre part les nématomorphes. Les nématomorphes adultes sont plus fins et plus longs que les nématodes, et mènent tous une vie libre.

- **Les nématodes**

Au total, 26 144 espèces de nématodes sont actuellement connues, dont la moitié environ est parasitaire de plantes, d'insectes ou de vertébrés (Hendrix *et al.*, 2019). Les nématodes parasitent une multitude d'organes et particulièrement le tube digestif chez les vertébrés.

Les nématodes suivent des cycles simples : la femelle pond un œuf avec une morula. Celle-ci donne une larve têtard L1 qui, après éclosion croissance et mue, donne une larve L2. Celle-ci croît et mue en larve L3 infestante de l'hôte définitif HD. Elle se transformera ensuite en larve L4, puis L5 qui migrera vers les organes de prédilection pour devenir un nématode adulte capable de reproduction par fécondation interne. Le cycle reprend ensuite son cours.

**Figure 5 : Cycle de développement d'un nématode (d'après Hendrix *et al.*, 2019)**



- *Les nématomorphes*

Les nématomorphes sont représentés par 361 espèces. Les adultes vivent en eau douce ou dans des sols humides, les juvéniles sont des parasites intra arthropode ou hirudinée (sangsure). La fécondation est externe chez les nématomorphes.

**c. Les acanthocéphales**

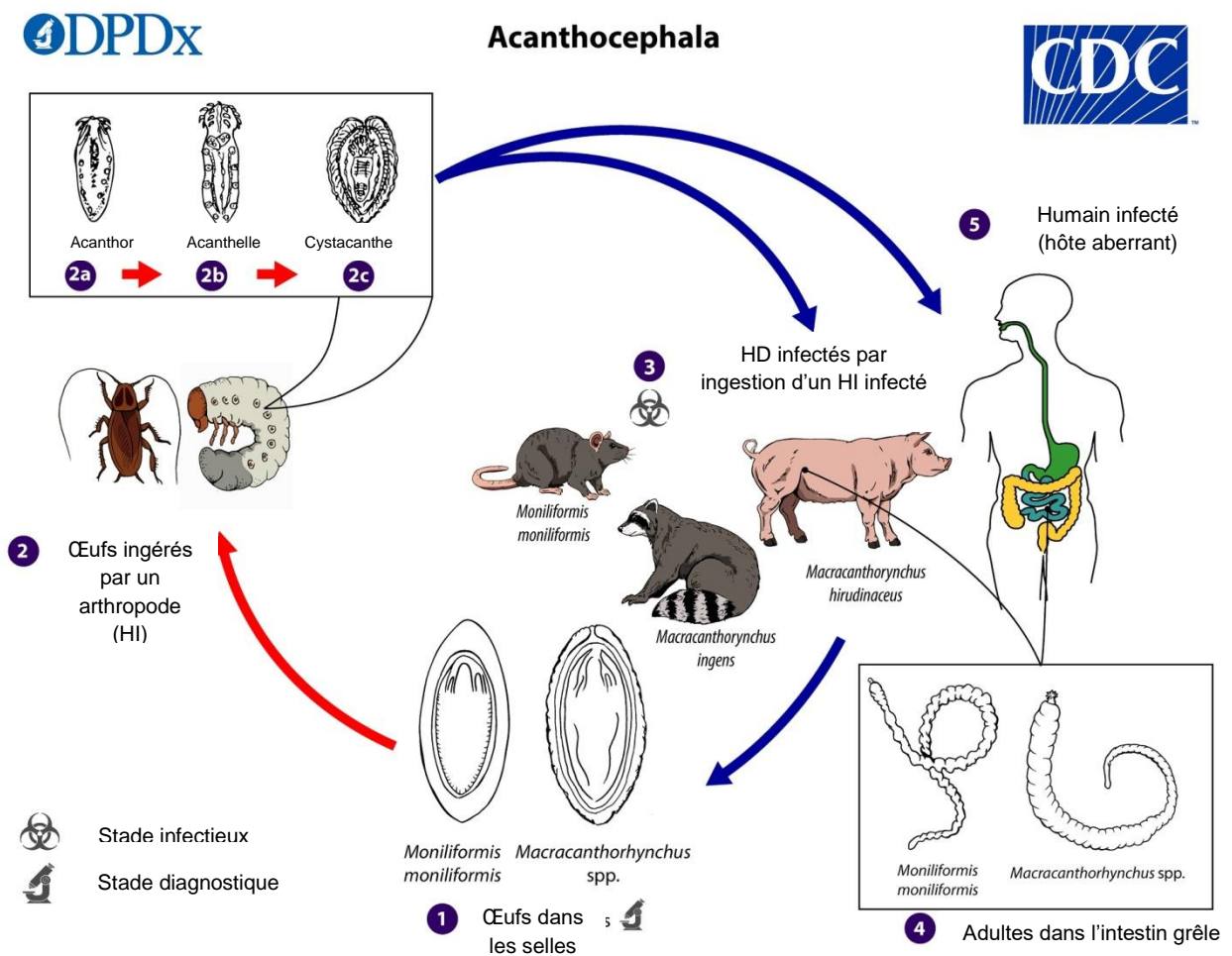
Endoparasites obligatoires, les acanthocéphales sont des vers cylindriques non segmentés qui présentent un proboscis rétractable caractéristique portant des épines courbées en arrière et qui leur permet de s'accrocher à la paroi intestinale de leurs hôtes. Ils ne possèdent aucune phase de vie libre. Ils ne possèdent pas de système digestif, ce qui implique une absorption de nutriments à travers le tégument recouvrant leur corps. Tandis que les jeunes parasitent des arthropodes (HI), les adultes vivent dans les intestins de vertébrés (HD), le plus fréquemment des téléostéens (poissons à nageoires rayonnées et nageoire caudale d'apparence symétrique) et des oiseaux aquatiques.



Les adultes se reproduisent par fécondation interne dans l'intestin de l'HD. Les œufs, jusqu'à 250 000 par jour pour une femelle, sont évacués dans les fèces de ce dernier. Lorsqu'un œuf est ingéré par un HI, il éclot, libérant ainsi l'acanthor (premier stade larvaire) qui gagne le tube digestif de l'arthropode pour y subir deux transformations : en acanthelle, puis en cystacanthe. Lors de l'ingestion d'un arthropode, la coque du cystacanthe est détruite et ce dernier peut s'accrocher à l'aide de son proboscis à la paroi digestive du vertébré, provoquant d'importants dégâts. Il évolue ensuite en adulte et le cycle recommence. Il existe quelques espèces d'acanthocéphales possédant dans leur cycle un hôte paraténique.

On compte aujourd'hui plus de 1100 espèces d'acanthocéphales (Hendrix *et al.*, 2019).

**Figure 6 : Cycle de développement d'un acanthocéphale**  
(adapté d'après "CDC - DPDx - Acanthocephaliasis," 2019)



#### **d. Les arthropodes**

L'utilisation du terme d'arthropode en médecine vétérinaire évoque en premier lieu des notions de parasitisme externe : puces, tiques et autres acariens ou insectes vecteurs de maladies communes chez nos animaux de compagnie. Cependant, il existe parmi ces invertébrés un taxon comprenant des espèces endoparasites obligatoires.

Les pentastomidés sont un sous-embranchement de pancrustacés endoparasites des voies respiratoires des vertébrés. Presque toujours associés aux reptiles, on compte deux espèces faisant exception en parasitant pour l'une des carnivores, pour l'autre des oiseaux marins.

**Figure 7 : Divers pentastomes adultes de reptiles prélevés dans les voies respiratoires de serpents.**

**De gauche à droite : *Kiricephalus* spp. mature, *Kiricephalus* spp. immature, *Armillifer* spp. mature**

(d'après Hendrix *et al.*, 2019)



Ces arthropodes présentent, au cours de leur vie, trois formes différentes : larve, nymphe et adulte. Tandis que les larves ressemblent à des acariens, les adultes et les nymphes ressemblent à des helminthes ou des annélides, ce qui a longtemps créé la confusion quant à leur position dans la classification. Leur nom dérive de leur anatomie : une bouche entourée de quatre crochets, autrefois pris à tort pour des bouches supplémentaires.

Leur cycle de développement est hétéroxène à un HD et un HI. Ce dernier, un mammifère, ingère la larve présente dans l'environnement. Celle-ci traverse la paroi intestinale afin de rejoindre, via le système sanguin, des tissus cibles comme par exemple les nœuds lymphatiques, le foie ou encore l'omentum. Elle s'y enkyste sous forme de nymphe quiescente et entame une succession de mues. Lorsque l'HD ingère l'HI, la nymphe sort de sa quiescence et perfore la paroi intestinale, puis migre vers les poumons. Là, elle évolue en pentastomidé adulte capable de se reproduire. Les adultes, dioïques, se reproduisent donc dans les poumons, mais aussi dans la trachée ou dans les voies nasales de l'HD. Les œufs, jusqu'à plusieurs millions par femelle, rejoignent le



milieu extérieur en étant expectorés dans la cavité buccale, puis déglutis avant d'être éliminés dans les fèces. Dans une moindre mesure, les œufs peuvent être dispersés *via* du jetage nasal. Les œufs éclosent et libèrent chacun une larve dans le milieu extérieur, recommençant ainsi un cycle.

Il est à noter que les pentastomidés peuvent infester des hôtes accidentels, comme des chiens et des humains. Si les nymphes peuvent mourir et se calcifier dans des tissus sans réaliser de préjudice à l'hôte, elles peuvent tout autant entraîner de sévères signes cliniques, voire la mort selon les zones anatomiques qu'elles traversent en migrant ou qu'elles parasitent.

## 2. Les animaux présentés en parc zoologique et leurs parasites

Les parasites que nous avons présentés sont à l'origine de maladies ou d'atteintes de l'état général d'une multitude d'animaux que nous pouvons rencontrer dans les collections des parcs zoologiques à travers le monde. En France, ce sont plus de 1500 espèces de mammifères, oiseaux, reptiles et amphibiens (« Liste des animaux dans les zoos - Nature et Zoo », s. d.), ainsi que de nombreuses espèces de poissons et arthropodes, et quelques cnidaires et échinodermes qui y sont représentées.

Dans cette partie de notre travail, nous avons recherché les parasites d'intérêt pour les différentes espèces présentées en parcs zoologiques. Pour des raisons de temps et afin d'être aussi complet que possible, nous avons réduit les espèces présentées aux mammifères.

### A. Classement des mammifères

Les mammifères constituent une classe de « *vertébrés tétrapodes caractérisés notamment par la présence de poils et de mamelles, le mode d'articulation de la mandibule et la présence de trois osselets dans l'oreille moyenne* » (Larousse, s. d.). Les quelques 5500 espèces présentes dans cette classe évoluent aussi bien en milieu aquatique qu'en milieu terrestre et suivent tous types de régimes alimentaires : carnivores, herbivores, frugivores, insectivores, certaines espèces peuvent même présenter du cannibalisme.

Le cycle de vie des parasites implique d'une part des hôtes qui peuvent être définitifs, intermédiaires, accessoires ou bien accidentels, et d'autre part des conditions externes favorables, dépendantes du milieu de vie. La nature de l'hôte relève souvent de la systématique de ces derniers, mais également de sa position dans la chaîne alimentaire, notamment lorsque l'ingestion d'un HI par un HD est nécessaire au développement du parasite. En conséquence, il n'est pas insensé de choisir la taxonomie, le milieu de vie et le régime alimentaire comme facteurs décisionnels dans le découpage nécessaire à notre étude.

Il est intéressant de réaliser une première dichotomie entre mammifères marins et mammifères terrestres. En effet, les conditions physico-chimiques et la nature des hôtes intermédiaires présents dans ces deux milieux diffèrent suffisamment pour suggérer qu'ils abritent des espèces parasitaires distinctes.

Les mammifères marins étaient historiquement classés en quatre taxons : les cétacés, les pinnipèdes, les siréniens et les fissipèdes marins regroupant loutres de mer et ours polaires (« Marine mammals », s. d.). Ce classement se trouve aujourd'hui désuet. Nous avons donc choisi de dissocier les ours polaires et les loutres de mer comme réalisé dans le « Handbook of Marine Mammal Medicine, Third Edition » (Gulland *et al.*, 2018), et d'étudier les mammifères marins en cinq groupes :

- les cétacés
- les pinnipèdes
- les siréniens
- les ours polaires
- les loutres de mer

Au sein des mammifères terrestres, plusieurs découpages sont nécessaires. La première phase de ce découpage se fera au niveau des trois familles de mammifères :

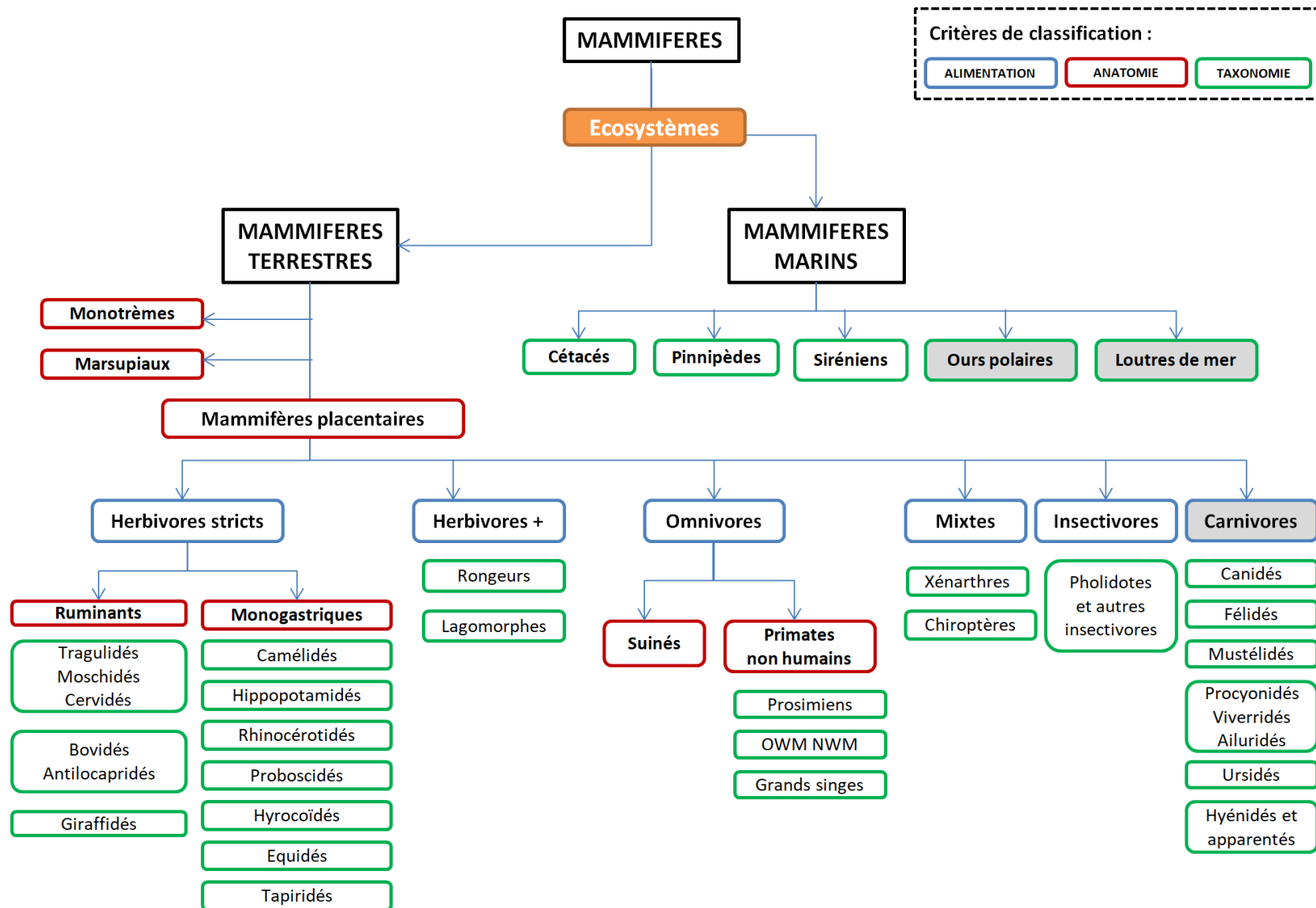
- placentaires
- monotrèmes
- marsupiaux.

Nous faisons l'hypothèse que les mécanismes de co-évolution entre parasite et hôte ont abouti à des spécificités d'hôte suffisantes pour retrouver des parasites différents dans ces trois taxons.

Par la suite, nous séparerons les mammifères placentaires par régimes alimentaires. L'ingestion d'un hôte intermédiaire est un mécanisme crucial dans les cycles de développement de nombreux parasites. Nous retrouverons donc :

- les carnivores
- les herbivores stricts
- les herbivores dont le régime alimentaire peut comporter d'autres éléments, comme les lagomorphes qui sont caecotrophes (« herbivores + » dans la figure 8)
- les omnivores
- un groupe mixte, regroupant des taxons dont les espèces présentent des régimes alimentaires variés
- et les insectivores.

Enfin, nous reviendrons à un découpage taxonomique au sein des différents régimes alimentaires. Ceci reprend comme justification la spécificité d'hôte mais également les différences anatomiques. Par exemple, un parasite spécifique de l'abomasum se retrouvera chez un herbivore ruminant mais pas chez un herbivore monogastrique. L'organigramme suivant présente notre logique de découpage et présente les groupes taxonomiques servant de sujets d'étude.



**Figure 8 : Organigramme représentant notre classification des mammifères en groupes d'étude.**

Les cases grisées soulignent l'appartenance des ours polaires et loutres de mer au groupe des Carnivores, bien que ces deux espèces soient étudiées séparément.

## B. Les mammifères marins

Ces mammifères se caractérisent par leur évolution au sein d'un écosystème marin. Les espèces qui composent ce groupe peuvent être totalement aquatiques ou semi-aquatiques.

### a. Les cétacés (*Cetacea*)

L'infra-ordre des cétacés comprend les baleines, les dauphins, et apparentés. Il est possible de diviser les cétacés en deux micro-ordres : les odontocètes ou cétacés à dents (dauphins, orque, béluga, narval, marsouins, cachalot), et les mysticètes ou cétacés à fanons (baleines à fanons). La captivité de ces animaux a été et reste encore aujourd'hui sujette à débat. En France, elle subit actuellement une métamorphose depuis l'entrée en vigueur de la loi n°2021-1539 du 30 novembre 2021. Par intérêt scientifique et parce qu'il existe encore des cétacés captifs en France, nous avons conservé leur présence dans notre étude.

Les protozoaires *Toxoplasma gondii* et *Sarcocystis neurona* sont à considérer dans les parasites d'importance chez les cétacés (Barbosa *et al.*, 2015 ; Costa-Silva *et al.*, 2019).

Les nématodes du genre *Anisakis* sont responsables d'atteintes gastriques possiblement ulcératives chez les cétacés et ont un rôle important de par leur pouvoir zoonotique. Ces parasites sont d'intérêt en captivité car la larve est retrouvée fréquemment dans des proies commerciales comme le calmar ou le poisson (Pons-Bordas *et al.*, 2020 ; Raga *et al.*, 2009).

On retrouve également chez ces animaux des acanthocéphales, notamment dans le tube digestif, ce qui ne semble que peu étonnant compte tenu que l'HI de ces parasites est un crustacé. Deux genres d'acanthocéphales sont concernés : *Bolbosoma*, et dans une moindre mesure *Corynosoma* qui concerne plutôt les pinnipèdes (Gulland *et al.*, 2018).

Cependant, les cétacés captifs sont généralement nourris avec du poisson congelé, dont la possible infestation parasitaire est rendue inactive. Hors cas particuliers de résistance au froid, comme chez les parasites du genre *Trichinella*, ou cas de poisson donné frais, la gestion du parasitisme chez ces animaux est surtout une question de médecine *in situ* (Gulland *et al.*, 2018).

### b. Les pinnipèdes

Les pinnipèdes regroupent le morse (*Odobenus rosmarus*), les otaries et lions de mer (famille *Otariidae*), ainsi que les éléphants de mer et les phoques (famille *Phocidae*).

A l'instar des cétacés, on retrouve chez les pinnipèdes des protozoaires des genres *Toxoplasma* et *Sarcocystis*, ainsi que du genre *Neospora*, avec des signes cliniques allant de frustes à sévères avec des atteintes du système nerveux central (SNC) (Gulland *et al.*, 2018 ; Reifeld *et al.*, 2019).

Le foie, la vésicule biliaire, le pancréas, ainsi que les canaux pancréatiques et biliaires sont sujets à d'importantes lésions causées par des espèces de trématodes digènes telles que *Zalophotrema hepaticum* et *Pricitrema zalophi* entraînant fibrose, hépatite, pancréatite, cholangite ou encore infection bactérienne secondaire (Bishop, 1979; Gulland *et al.*, 2018; Stroud, 1978).

Des cestodes des genres *Diphyllobothrium* et *Diplogonoporus* comme *Diphyllobothrium pacificum* peuvent infecter les pinnipèdes et être à l'origine d'émaciation par diarrhée et anorexie, ainsi que d'anémie pernicieuse par malabsorption de la vitamine B12 (Wallach, 1972).

Comme dit précédemment, les pinnipèdes sont concernés par des acanthocéphales, notamment du genre *Corynosoma*.

Bien que ces données relèvent principalement d'études sur des animaux en liberté, elles trouvent leur importance lorsque l'on remarque que *Toxoplasma gondii*, par exemple, peut être excrété par des chats en liberté ayant la possibilité d'infiltrer des enclos et de contaminer des mammifères marins captifs.

### **c. Les siréniens**

Les siréniens ne sont aujourd'hui représentés plus que par le dugong (*Dugong dugong*) et les lamantins (genre *Trichecus*).

Au travers de différentes études réalisées sur des échantillons fécaux de lamantins captifs et/ou en liberté, plusieurs espèces de parasites ont pu être identifiées. On retrouve des œufs de trématodes dont *Pulmonicola cochleotrema*, responsable de mortalité notamment par pneumonie, et *Nudacotyle undicola*, responsable d'entérites hémorragiques (Beck et Forrester, 1988).

Des œufs du nématode *Heterocheilus tunicatus* ont également été identifiés, ainsi que des oocystes de deux espèces d'*Eimeria* (*E.manatus* et *E.nodulosa*) (Bando *et al.*, 2014).

Chez le dugong, des trématodes du genre *Opisthotrema* sont retrouvés dans les cavités nasales et les trompes d'Eustache, où ils provoquent une exsudation fibrino-purulente et entraînent des infections bactériennes secondaires (Gulland *et al.*, 2018).

### **d. Les ours polaires**

Concernant ces animaux, peu d'endoparasites sont décrits et ceux retrouvés le sont également chez d'autres ursidés.

On notera des nématodes du genre *Trichinella*, notamment *Trichinella nativa* de forte prévalence dans les populations non captives. Une étude de modélisation met en avant l'alimentation comme source principale de contamination, notamment par la consommation de mammifères marins (Penk *et al.*, 2021). Ce sont les phoques qui y sont principalement incriminés, même si par ailleurs le cannibalisme semble plus probable au vu d'une prévalence faible et inconstante de ce parasite chez les phoques (Forbes, 2000). Les lésions retrouvées chez les ours blancs sont des granules blancs sous la langue (Miller et Fowler, 2015).

Un autre nématode d'intérêt est un ascaride, *Baylisascaris transfuga*, dont la présence pose problème notamment en captivité (Schaul, 2006). En effet, *Baylisascaris* est un genre de nématode dont les différentes espèces sont à l'origine de syndromes de *larva migrans* avec des cas de mortalité avérés chez l'Homme et chez d'autres espèces. Les œufs peuvent persister

longtemps dans l'environnement, jusqu'à 10 ans, et donc poser de réels soucis de gestion d'enclos une fois introduits. Enfin, des cas d'atteintes neurologiques par *B. transfuga* ont été rapportés chez des macaques japonais en contact avec un ursidé (Sheikh *et al.*, 2018).

Il est intéressant de noter qu'aucun acanthocéphale n'a été décrit chez l'ours blanc à ce jour. Aussi, les seuls cestodes retrouvés l'ont été chez des individus captifs (Gulland *et al.*, 2018).

#### **e. Les loutres de mer**

La loutre de mer, *Enhydra lutris*, comprend trois sous espèces : *E. lutris kenyonii* (Wilson, 1990), *E. lutris lutris* (Linnaeus, 1758) et *E. lutris nereis* (Merriam, 1904). Les autres loutres, de part leur appartenance à un écosystème non marin, seront traitées avec les mustélidés.

Le protozoaire *Sarcocystis neurona* a été la cause en 2004 d'une épizootie touchant 40 loutres de mer échouées mortes ou mourantes. Aucune n'a survécu au delà de trois semaines (Gupta *et al.*, 2023). Responsable d'atteintes neurologiques, ce protozoaire est connu en médecine vétérinaire notamment comme agent causal de la myéloencéphalite équine à protozoaire.

*Toxoplasma gondii* est responsable de méningoencéphalites chez les loutres de mer notamment chez *E. lutris nereis*, en étant la cause de mort de près de 16 % des animaux retrouvés échoués selon un article paru en 2004 (Miller *et al.*, 2004).

Le nématode *Capillaria hepatica*, seul nématode de vertébré nécessitant la mort de l'hôte afin de compléter son cycle de reproduction, a été retrouvé chez des animaux échoués. Les loutres de mer sont les seuls mammifères marins chez qui ce parasite a été rapporté (Miller *et al.*, 2020).

Enfin, trois espèces d'acanthocéphales parasites d'oiseaux marins, du genre *Profilicollis*, ont été identifiées comme cause de mortalité, notamment chez des loutres de mer échouées en Californie (Gulland *et al.*, 2018 ; Kreuder *et al.*, 2003 ; Thomas et Cole, 1996). Selon l'étude de Kreuder *et al.*, 2003, les acanthocéphales ont été retenus comme cause ou contribution principale au décès chez ces animaux.

## C. Les mammifères terrestres

### a. Les carnivores terrestres

Mammifères pour la plupart carnassiers, les carnivores sont des animaux de taille moyenne à grande et présents dans une grande diversité de biotopes. Les carnivores terrestres regroupent les canidés, les félidés, les mustélidés, les procyonidés et viverridés, les ursidés et les herpestoidés. Les ours polaires (*Ursus maritimus*) ont déjà été présentés avec les mammifères marins. Le panda roux (*Ailurus fulgens*), seul représentant des ailuridés, herbivore strict au tractus digestif de carnivore, sera tout de même traité dans cette partie avec les procyonidés et viverridés comme réalisé dans le volume 8 du *Fowler's Zoo and Wild Animal Medicine* (Miller et Fowler, 2015).

Les carnivores, de part leur présence ubiquitaire et leur position haute dans la pyramide alimentaire, sont sujets à infestation par de nombreux parasites, notamment par ingestion d'une grande variété d'hôtes intermédiaires. Certaines espèces de parasites ne semblent pas être pathogènes, et d'autres sont rapportées comme causes de mortalité.

- *Les canidés*

Les canidés sont le chien domestique et tous ses proches cousins à savoir les loups, renards, chacals, et autres chiens. D'une manière générale, les parasites affectant les chiens domestiques sont susceptibles d'affecter les canidés sauvages.

La majorité des protozoaires sont couramment rencontrés chez toutes les espèces. *Giardia*, *Cryptosporidium*, *Eimeria* et *Isospora* entraînent un tableau clinique similaire à celui vu en médecine canine, avec des signes cliniques plus prononcés chez les chiots. Plus spécifiquement, diverses espèces d'*Hepatozoon* ont été trouvées chez les coyotes (*Canis latrans*) (Starkey et al., 2013). On peut également noter la présence d'*Encephalitozoon cuniculi* chez les renards (Meredith et al., 2015) et *Encephalitozoon* sp. chez les lycaons (*Lycaon pictus*) (Van Heerden et al., 1989).

La présence d'*Eurytrema procyonis*, un trématode pancréatique du raton-laveur, a été décrite chez des loups à crinières (*Chrysocyon brachyurus*), des renards roux (*Vulpes vulpes*) ainsi que des renards gris (*Urocyon cinereoargenteus*) aux Etats-Unis (Carney et al., 1970).

Les canidés sauvages sont également des réservoirs pour les cestodes du genre *Taenia* et *Echinococcus*, mais ces parasites ne provoquent que rarement des conséquences cliniques chez leurs hôtes canins. Ce sont en effet les stades kystiques retrouvés chez les HI qui ont le plus grand pouvoir pathogène. Un exemple très connu est celui du renard roux comme hôte définitif d'*Echinococcus multilocularis*.

Concernant les nématodes, on retrouve des ankylostomes et trichures, avec des atteintes cliniques plutôt chez les jeunes canidés ou lors de charges parasitaires importantes. La présence de différentes espèces de *Trichinella* a été mise en évidence chez la plupart des espèces de canidés sauvages non captifs (Martínez-Carrasco et al., 2023 ; Owsiacki et al., 2020), à relier avec leur comportement alimentaire prédateur mais aussi charognard. Les nématodes respiratoires du chien domestique, comme *Angistrongylus vasorum* ou encore *Crenosoma vulpis* sont couramment rencontrés chez les canidés sauvages. De manière sporadique, un cas de mort par rupture d'anévrisme aortique causé par *Spirocerca lupi* a été décrit chez un chien des buissons (Rinas et al., 2009). Ce même parasite a été décrit comme agent causal de pneumonies granulomateuses chez deux loups à crinière non captifs (Blume et al., 2014).



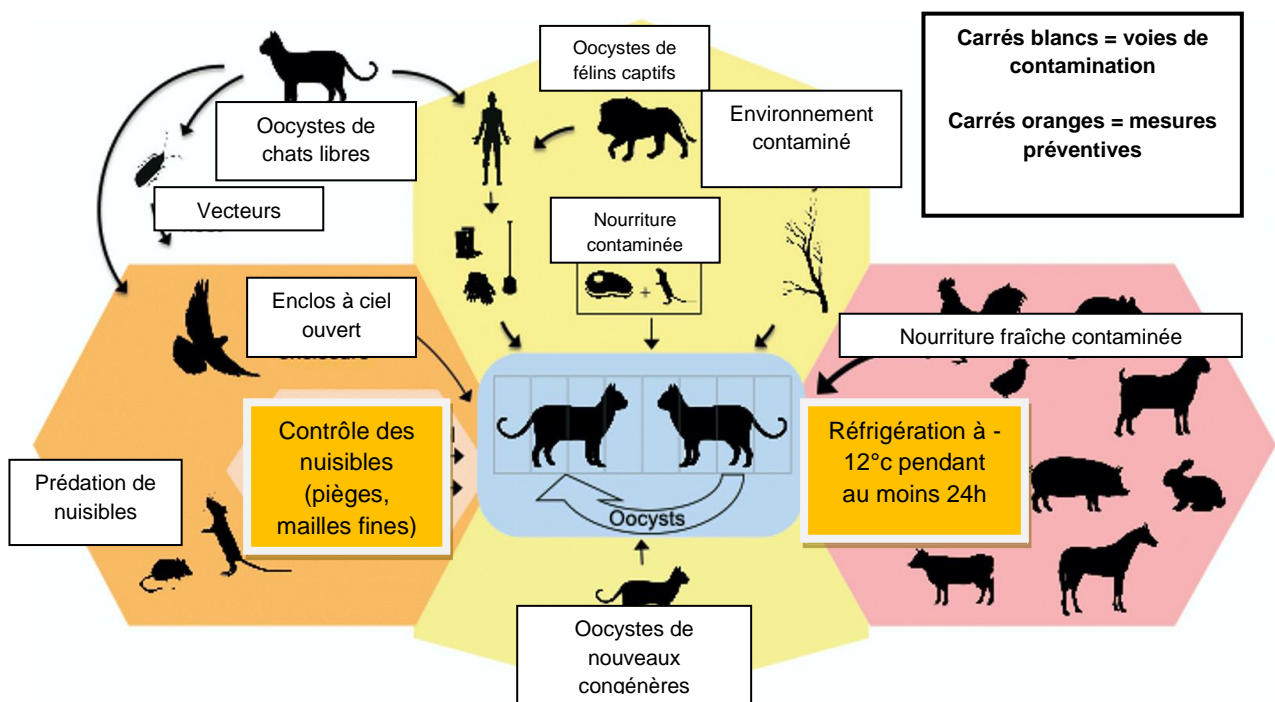
- *Les félidés*

A l'image des canidés, les félidés sont constitués des chats domestiques et de leurs cousins sauvages.

On note la présence de protozoaires des genres *Isospora* et *Giardia*, avec un impact clinique possiblement sévère chez les jeunes. Le sporozoaire *Toxoplasma gondii*, que l'on retrouve fréquemment chez le chat domestique, présente une prévalence élevée chez les félins captifs en Europe et au Moyen Orient (Lücht *et al.*, 2019) qui jouent le rôle d'hôtes définitifs. Il est notamment responsable d'un taux de mortalité néonatale important chez les manuls (*Otocloabus manul*) captifs (Basso *et al.*, 2005) et les chats des sables (*Felis margarita*) (Dubey *et al.*, 2010). Les félidés sont les seuls hôtes définitifs de ce parasite.

**Figure 9 : Voies de contamination des félins de parc zoologique par *Toxoplasma gondii* accompagnées de mesures préventives**

(adapté d'après Lücht *et al.*, 2019)



Les endoparasites les plus fréquemment retrouvés en captivité sont des nématodes ascarides des genres *Toxocara* et *Toxascaris*. Leurs œufs sont très résistants dans le milieu extérieur, rendant leur élimination difficile une fois introduits dans la structure d'accueil. Le dépistage des animaux entrant est donc important pour ces parasites.

D'importance majeure en médecine du chat domestique, *Aelurostrongylus abstrusus*, un nématode respiratoire a été retrouvé chez des félidés sauvages (Di Cesare *et al.*, 2016).

- *Les mustélidés*

Les mustélidés sont des carnivores proches des canidés, regroupant les furets, belettes, loutres, blaireaux, gloutons et cousins.

Ces animaux sont sujets à parasitisme par de multiples protozoaires, notamment par plus d'une dizaine de genres de coccidies. On notera des espèces des genres *Giardia*, *Isospora*, *Eimeria* et *Sarcocystis*, mais également la présence de *Toxoplasma gondii* et *Neospora caninum*, avec selon certaines études en parcs zoologiques des séroprévalences respectivement de 100 % et 50 % (Sedlak et Bártoová, 2006).

Par ailleurs, les mustélidés sont hôtes de nombreux helminthes : trématodes respiratoires, intestinaux ou hépatiques, acanthocéphales, cestodes, nématodes digestifs, respiratoires ou cardiaques, notamment du genre *Trichinella* (Miller et Fowler, 2015).

- *Les procyonidés, viverridés et ailuridés*

Dans cette partie, nous traiterons des procyonidés, famille des ratons laveurs et apparentés, mais aussi des viverridés chez qui on trouve civettes, genettes et binturongs, ainsi que des ailuridés dont le seul représentant actuel est le panda roux.

Les ratons laveurs (*Procyon lotor*) sont considérés comme espèce nuisible en France et sont connus comme vecteurs de zoonoses. On notera en particulier chez cette espèce la présence du nématode *Baylisascaris procyonis*, rarement symptomatique chez les procyonidés mais cause d'atteintes neurologiques ou oculaires par *larva migrans* chez l'Homme et d'autres espèces, y compris des psittacidés (Miller et Fowler, 2015 ; Weinstein *et al.*, 2017).

*Eurytrema procyonis* est un trématode pancréatique dont la pathogénicité est peu renseignée chez le raton laveur (Wade *et al.*, 1989). Il est cependant décrit chez les canidés, sa surveillance serait donc intéressante d'un point de vue épidémiologique.

Concernant les protozoaires, deux espèces d'*Eimeria*, *E. nuttali* et *E. procyonis*, ainsi qu'une espèce du genre *Isospora*, ont été identifiées dans des cas d'entérites coccidiennes ayant participé aux décès d'individus. Les auteurs soulignent le manque de recul sur l'impact de ces protozoaires à l'échelle des populations (Dubey *et al.*, 2000).

De plus large importance, on retrouve *Sarcocystis neurona* responsable en 2014 d'un événement épizootique aux Etats-Unis, dix ans après celui ayant touché des loutres de mer (Gupta *et al.*, 2023).

Toujours chez les procyonidés, une étude de 2012 a détecté chez des coatis roux (*Nasua nasua*) la présence de microsporidies du genre *Encephalitozoon* avec *E. cuniculi*, *E. intestinalis*, et *E. hellem*, ainsi que du genre *Enterocytozoon* avec *E. bienewisi* (Lallo *et al.*, 2012).

Le panda roux est sujet à des infestations par des métrastongles, nématodes pulmonaires responsables de pneumonies chez cet animal. On retrouve *Angiostrongylus vasorum*, connu de la médecine vétérinaire canine, mais également *Crenosoma* sp., ainsi qu'une espèce non identifiée à ce jour (Panayotova-Pencheva, 2013). Une étude menée dans vingt parcs zoologiques européens

a décrit ces infestations avec des prévalences respectives de 2,6 %, 4,3 % et 27,8 % (Bertelsen *et al.*, 2010). Elle souligne la prévalence relativement plus haute du métrastrongle inconnu, de pathogénicité apparemment plus faible qu'*Angiostrongylus* et *Crenosoma*.

Enfin, concernant les viverridés, nous noterons chez le binturong (*Arctictis binturong*) des atteintes par des nématodes du genre *Mansonella* et par une douve du genre *Paragonimus*. De manière plus large, de nombreuses espèces parasites diverses et variées ont été rapportées chez des viverridés, dont la plupart ont des conséquences cliniques inconnues (Wicker *et al.*, 2017).

- *Les ursidés*

Les ours et le panda sont sujets à parasitisme par différents organismes.

Concernant les protozoaires, *Toxoplasma gondii* a été identifié, mais sans signes cliniques associés (Lindsay et Dubey, 2014).

On retrouve des helminthes avec des trématodes et des cestodes notamment des genres *Taenia* et *Diphyllobothrium*. Plusieurs nématodes sont décrits, dont des nématodes digestifs, mais aussi des *Trichinella* spp. et de nombreux ascaris courants provoquant diarrhées et anorexie. *Baylisascaris transfuga* est rapporté comme cause d'obstruction intestinale (Miller et Fowler, 2015). Des filaires sont décrits également avec *Dirofilaria imitis* chez les ours noirs (*Ursus americanus*), sans conséquences cliniques, et avec *Dirofilaria ursi*, non pathogène et retrouvé dans les tissus sous-cutanés.

Enfin, des acanthocéphales comme *Macracanthorhynchus ingens* sont rapportés chez des ours noirs, ce qui n'est pas le cas des ours polaires (Frechette et Rau, 1977).

- *Les hyénidés et apparentés*

Les hyènes font partie des Herpestoidae, super-famille comprenant également la famille des mangoustes et suricates, les herpestidés, ainsi que celle de certaines civettes, les eupléridés.

Des événements épizootiques causés par des parasites du genre *Toxoplasma* ont été rapportés chez les suricates (Juan-Sallés *et al.*, 1997). Les signes cliniques étaient principalement respiratoires et neurologiques.

Des décès à *Angiostrongylus dujardini*, nématode respiratoire, ont été décrits dans un groupe de suricates captifs (Eleni *et al.*, 2016).

Concernant les mangoustes, les données parasitologiques sont encore aujourd'hui débattues. Les seuls rapports font objet de nématodes, mais d'aucun cestode ou trématode. Des oocystes coccidiens ont été observés, ainsi que des sérologies positives à *Toxoplasma gondii* (ITO *et al.*, 2020)

Les hyènes sont sujettes à parasitisme par de nombreuses espèces (Engh *et al.*, 2003). *Toxoplasma gondii* est d'intérêt en médecine *in situ*, avec selon certains auteurs des conséquences sur le comportement des jeunes les rendant plus vulnérables (Gering *et al.*, 2021).

## **b. Les ruminants**

- *Les tragulidés, moschidés et cervidés*

Ces ruminants sont constitués des cerfs et proches cousins. Les tragulidés sont les chevrotains, les moschidés sont les cerfs porte-musc et les cervidés sont les ruminants portant des bois.

Plusieurs parasites sont décrits chez ces animaux et il reste difficile d'en mettre une espèce en avant.

De nombreux protozoaires sont parasites de ces ruminants, avec des coccidies peu spécifiques dont de nombreuses espèces d'*Eimeria* comme *E. sordida*, *E. robusta*, *E. cervi* et *E. elaphi* (Kowal et al., 2015).

On y retrouve des parasites pulmonaires avec par exemple le nématode *Dictyocaulus* spp., hépatiques avec les trématodes *Fascioloides magna* et *Fasciola hepatica*, ainsi que des parasites gastro-intestinaux avec entre autres les nématodes *Nematodirus* spp., *Ostertagia* spp., *Haemonchus* spp. et *Trichostrongylus axei*.

Des nématodes pouvant atteindre le SNC sont également rapportés comme *Elaphostrongylus cervi*, *Parelaphostrongylus tenuis* et *P.andersoni* ainsi que *Pneumostrongylus tenuis*.

De source personnelle, des trichures ont été retrouvés en autopsie chez des jeunes cerfs de Bactriane morts des suites de diarrhées profuses. Les cas se suivent depuis deux ans. L'espèce incriminée ne correspond à aucun trichure connu. Des investigations sont en cours.

- *Les bovidés et antilocapridés*

Les parasites retrouvés chez les bovidés et antilopes sont sensiblement les même que ceux retrouvés dans le groupe précédent. On retrouve des coccidies, des parasites du sang, mais aussi des parasites gastro-intestinaux avec à nouveau *Nematodirus* spp., *Ostertagia* spp. et *Haemonchus* spp.

*Parelaphostrongylus tenuis* est retrouvé dans des cas de méningites, la dissémination se fait par les selles de cervidés porteurs.

Concernant les moutons, chèvres et apparentés, on pourra noter la présence de coccidies chez les jeunes avec notamment *Eimeria* spp., des trichostrongyles comme chez les tragulidés, ainsi que les genres *Dictyocaulus*, *Muellerius* et *Protostrongylus* en parasites respiratoires. *Parelaphostrongylus odocolei* est retrouvé dans des cas de myosites et de pneumonies.

Enfin, *Fascioloides magna* est à surveiller chez les bœufs musqués (*Ovibos moschatus*).

- *Les giraffidés*

On ne rencontre que peu de parasites d'intérêt majeur chez les okapis (*Okapia johnstoni*) et girafes captives. Les deux espèces ressorties dans la bibliographie sont *Haemonchus contortus* avec des cas de résistance aux antihelminthiques, et *Trichuris* sp, notamment *T.giraffae*, cause importante de morbidité chez les girafes (Miller et Fowler, 2015 ; Shusterman *et al.*, 2021).

Selon certaines études, les parasites rencontrés sont des nématodes ou coccidies communs aux autres ongulés, cependant les charges parasitaires sont très faibles et les signes cliniques absents. Les auteurs proposent comme explication la prise alimentaire en hauteur, évitant le contact avec des parasites présents au sol (Nosal *et al.*, 2016).

D'autres études soulèvent la présence de parasites non spécifiques, communs aux ongulés, à des charges importantes malgré l'absence de signes cliniques.

Pour information, des parasites du sang du genre *Theileria* et *Babesia* ont été identifiés et suspectés comme cause de mortalité chez des individus en liberté (Oosthuizen *et al.*, 2009).

### **c. Les herbivores monogastriques**

- *Les camelidés*

Les camelidés sont partagés entre ceux de l'ancien monde (OWC), c'est-à-dire les chameaux et dromadaires, et ceux du nouveau monde (NWC), à savoir lamas, vigognes, guanacos et alpacas.

Concernant les protozoaires, de nombreuses espèces de coccidies sont décrites. Les espèces d'*Eimeria*, *Cryptosporidia* et *Sarcocystis* observées sont spécifiques des camelidés. D'autres protozoaires peuvent être retrouvés, mais ceux-ci sont non spécifiques et peuvent être partagés avec d'autres animaux.

*Cryptosporidium* spp., agent zoonotique, est responsable de gastroentérites sévères chez les différents camelidés, OWC et NWC. Les chameaux de Bactriane (*Camelus bactrianus*) sauvages et domestiques semblent y être plus susceptibles.

Les nématodes semblent être les parasites les plus nombreux et pathogènes des camelidés (Fowler, 2010).

- *Les hippopotamidés*

Des parasites intestinaux, généralement non associés à des signes cliniques, sont retrouvés chez les hippopotames en captivité. Dans les populations sauvages sont rapportés différents protozoaires, plathelminthes, et nématodes (Miller et Fowler, 2015).

Un cas d'avortement dû à une infection du placenta par une coccidie du genre *Eimeria*, non identifiée à ce jour, a été décrit (Kuttin *et al.*, 1982).

On ne notera pas, dans la bibliographie parcourue, de parasite d'intérêt particulier concernant les hippopotames captifs.

- *Les rhinocérotydés*

Les rhinocéros sont retrouvés en Afrique et en Asie, avec les genres *Rhinoceros*, *Dicerorhinus*, *Diceros* et *Ceratotherium*.

Les espèces de protozoaires, trématodes et cestodes infestant les rhinocéros ne sont pas spécifiques de cet herbivore, on retrouve notamment les genres *Cryptosporidium* et *Fasciola*, ainsi que des Paramphistomidae, Strongyloidae et Oxyuridae (Miller *et al.*, 2019).

La majorité des parasites retrouvés chez les rhinocéros sont des nématodes. Les plus abondants sont des oxyures du genre *Probstmayria* (Knapp *et al.*, 1997). On pourra également noter *Diceronema versterae*, un nématode provoquant des lésions stomacales similaires à des lésions tumorales (Miller et Fowler, 2015).

- *Les proboscidyés*

Les éléphants sont divisés en deux genres : on retrouve les éléphants africains dans le genre *Loxodonta* et les éléphants d'Asie dans le genre *Elephas*.

Concernant les protozoaires, seul *Trypanosoma evansi* est décrit comme associé à des conséquences cliniques. Parasite sanguin, il ne nous sera d'aucun intérêt en coproscopie.

*Anoplocephala manubriata*, un cestode spécifique des proboscidyés, est décrit dans des cas d'ulcérations gastro-intestinales (Perera *et al.*, 2017).

La plupart des parasites pathogènes décrits chez les éléphants sont des nématodes et des trématodes, notamment avec des trématodes du genre *Fasciola*.

- *Les hyrocoïdés*

Les hyraxes sont des mammifères afrothériens faisant partie du même clade que les siréniens et les proboscidyés.

*Grassinema procavia*, un nématode de 3 mm retrouvé dans le tractus digestif des hyraxes et particulièrement dans l'estomac, est régulièrement manqué dans les surveillances prophylactiques et doit être fortement considéré dans le diagnostic différentiel des causes d'ulcères gastriques (Miller et Fowler, 2015).

Une étude a recensé plusieurs nématodes, dont des ankylostomes et trichures, et cestodes chez trois individus prélevés au Ghana (Bimi *et al.*, 2023).

- *Les équidés*

Les parasites sont de grande importance chez les équidés, notamment au vu de la sensibilité digestive de ces animaux et des conséquences cliniques possibles de l'apparition d'une colique.

Nous avons regroupé ici des informations sur les parasites des équidés domestiques, car celles présentes sur les équidés sauvages et les spécificités d'hôtes restent limitées.

Concernant les protozoaires, *Sarcocystis neurona* est important en médecine hippiatrice, mais les équidés sont des hôtes aberrants et le diagnostic ne se fera pas par coproscopie.

Les parasites du genre *Giardia* peuvent être retrouvés, mais sont peu communs et posent plus un souci à cause des probabilités de réinfection car sont résistants dans l'environnement. En baissant l'absorption des nutriments et de l'eau, ces infestations parasitaires peuvent se traduire par de l'émaciation et des diarrhées.

Différents helminthes sont présents. Des cestodes peuvent être retrouvés dans le tractus digestif des équidés. En cas d'infestation sévère, les coliques sont plus probables et récurrentes. Les animaux peuvent montrer une baisse d'état général et corporel mais aussi devenir anémiques.

Concernant les nématodes, on retrouve des oxyures, mais les strongles sont ceux de plus grande prévalence avec une sévérité particulière de *Strongylus vulgaris*. Plus de 40 espèces peuvent infester le cheval domestique. Les adultes vivent dans le côlon et seuls les strongles de grande taille peuvent migrer hors du côlon, les rendant plus pathogènes. Les larves des strongles peuvent provoquer une strongylose larvaire, caractérisée par une diarrhée profuse subite, possiblement associée à un amaigrissement rapide. C'est une parasitose provoquée par le réveil en masse de larves de strongles auparavant inactives, et que l'on rencontre plutôt en Europe dans des zones tempérées à la fin de l'hiver et début du printemps.

En cas d'infestation sévère, *Parascaris equorum*, un nématode de type ascaride, peut être responsable d'atteintes respiratoires lors de *larva migrans*. Les poulains peuvent montrer un état général dégradé et dans des cas sévères des coliques. Des cas d'obstructions et de perforations intestinales ont été rapportés. Ce parasite semble particulièrement pathogène chez les poulains des zèbres.

*Trychostrongylus axei*, que l'on a rencontré précédemment avec les ruminants, peut être retrouvé et provoquer des lésions gastriques pouvant aller jusqu'à l'ulcère.

- *Les tapiridés*

Les tapirs, proches parents des équidés et rhinocerotidés, sont aujourd'hui répartis en cinq espèces du genre *Tapirus*. Ces animaux sont particulièrement sujets à parasitisme par des parasites du sang comme *Theileria equi*, ou encore par des *Naegleria fowleri*, agent causal de l'encéphalopathie à amibe (Lozano-Alarcón *et al.*, 1997). Cependant, ces parasites ne présentent aucun intérêt en coprologie.

Des protozoaires du genre *Cryptosporidium* ont été incriminés dans des cas de diarrhées aqueuses, ainsi que des parasites des genres *Giardia* et *Balantidium*, bien que ces derniers composent la flore physiologique des tapirs (Miller et Fowler, 2015).

Un cas de bilharziose causée par un Schistosomatidae a été décrit (Yamini et Veen, 1988).

#### **d. Les lagomorphes et rongeurs**

Les lagomorphes et les rongeurs sont souvent confondus, associés ou non différenciés. Les lagomorphes se composent des lièvres, lapins et pikas ; ils se différencient des rongeurs par leur seconde paire d'incisives supérieures. Autre particularité importante pour nous, ils pratiquent la ceacotrophie. Avec 2277 espèces réparties en 33 familles, les rongeurs quant à eux représentent presque la moitié des mammifères placentaires (Miller et Fowler, 2015).

- *Les lagomorphes*

Chez les lagomorphes, des parasites protozoaires ou métazoaires sont rencontrés.

Pour les premiers, on note l'importance des coccidies, notamment avec le genre *Eimeria*, dont une des douze espèces rencontrées (*E. stiedae*) atteint spécialement le foie, et les autres l'intestin. La présence de coccidies peut être sub-clinique chez des individus adultes mais sévèrement pathogène voire mortelle chez des jeunes.

On notera la présence de *Cryptosporidium parvum*, qui provoque des diarrhées auto-résolutives chez les jeunes lapins.

D'importance notable en médecine vétérinaire des animaux de compagnie, la microsporidie *Encephalitozoon cuniculi* est responsable de troubles neurologiques.

Concernant les helminthes, des atteintes par des douves du genre *Dicrocoelium* sont décrites chez les lagomorphes captifs et sauvages (Miller et Fowler, 2015).

On retrouve plusieurs espèces de nématodes d'importances et de prévalences diverses. *Passalurus ambiguus* est un oxyure de forte prévalence chez les lapins, mais non pathogène, même à des charges parasitaires importantes. On retrouve également des nématodes filaires, avec *Pelecitus* sp. couramment rencontré dans les articulations et membres postérieurs des lapins et lièvres, et avec *Microfilaria* sp. dans le sang, sans conséquences cliniques rapportées. *Baylisascaris transfuga*, que l'on a cité à plusieurs reprises précédemment, est associé à des cas de *larva migrans* neurologiques.

- *Les rongeurs*

Au-delà des espèces captives, les rongeurs et leurs parasites sont un problème à surveiller en parc zoologique. De nombreuses espèces (souris, rats ou mulots) s'introduisent dans les locaux et les enclos et sont susceptibles de servir de vecteurs.

Une étude réalisée sur 100 rongeurs capturés lors de « pest control » au zoo de Lisbonne, utilisant de nombreuses méthodes de détection de parasites, a décrit une présence d'endoparasites chez 82 % des individus capturés. *Hymenolepis diminuta*, *Cysticercus Fasciolaris*, *Syphacia obvelata*, *Capillaria hepatica* et *Cryptosporidium* sp. font partie des espèces détectées à potentiel zoonotique, particulièrement *C.hepatica* dont le décès de primates non humains lui ont été attribué (Crespo et al., 2013).

On note également des cas de *larva migrans* à *Baylisascaris* sp., que nous avons cité.



En Amérique du Sud, *Strongyloides* sp., *Eimeria* sp., *Balantidium* sp., *Capillaria* sp., *Taenia* sp., *Trichuris* sp. et divers ascarides ont été rapportés chez les agoutis (genre *Dasyprocta*) (Matamoros *et al.*, 1991).

De même, on retrouve des trématodes, des cestodes et des nématodes chez les capibaras (*Hydrochoerus hydrochaeris*) (Miller et Fowler, 2015).

#### **e. Les suinés**

Les suinés regroupent les cochons, sangliers, phacochères, potamochères et pécaris. Ces animaux sont connus pour être porteurs de nombreux parasites, dont certains zoonotiques notamment par consommation de viande mal cuite.

De nombreux helminthes sont rapportés dans la littérature. Les suinés sont des hôtes définitifs de douves avec *Fascioloides magna* et *Dicrocoelium dendriticum*. Ils sont également les hôtes intermédiaires pour différentes espèces de cestodes avec des ténias et *Echinococcus granulosus*.

Concernant les nématodes, on retrouve des ascarides peu pathogènes, des strongles responsables de diarrhées, des vers pulmonaires avec des espèces du genre *Metastrongylus*, ainsi que des nématodes gastriques avec des espèces du genre *Hyostrongylus*.

*Macrorhynchus hirudinaceus*, un acanthocéphale commun, est rarement clinique mais rapporté dans des cas de perforations intestinales et de péritonites.

Les parasites d'importance majeure chez les suinés sont les nématodes du genre *Trichinella*, notamment de par l'enjeu sanitaire et zoonotique que représente la consommation de viande porcine à travers le monde. Cependant le diagnostic ne se faisant pas par coproscopie, nous ne le soulignerons pas comme d'intérêt dans notre étude.

#### **f. Les primates non humains**

Les primates non humains (PNH) peuvent être divisés en trois groupes. On retrouve tout d'abord les prosimiens, constitués des lémuriens et apparentés : prolémurs, lémuriens, varis et hapalémurs. Les deux autres groupes sont les grands singes, qui sont les singes de l'Ancien Monde sans queue, et les autres singes constitués des singes de l'Ancien Monde avec queue et des singes du nouveau monde (NWM). Nous utiliserons l'abréviation OWM pour les singes de l'Ancien Monde avec queue, ou Cercopithecoidae.

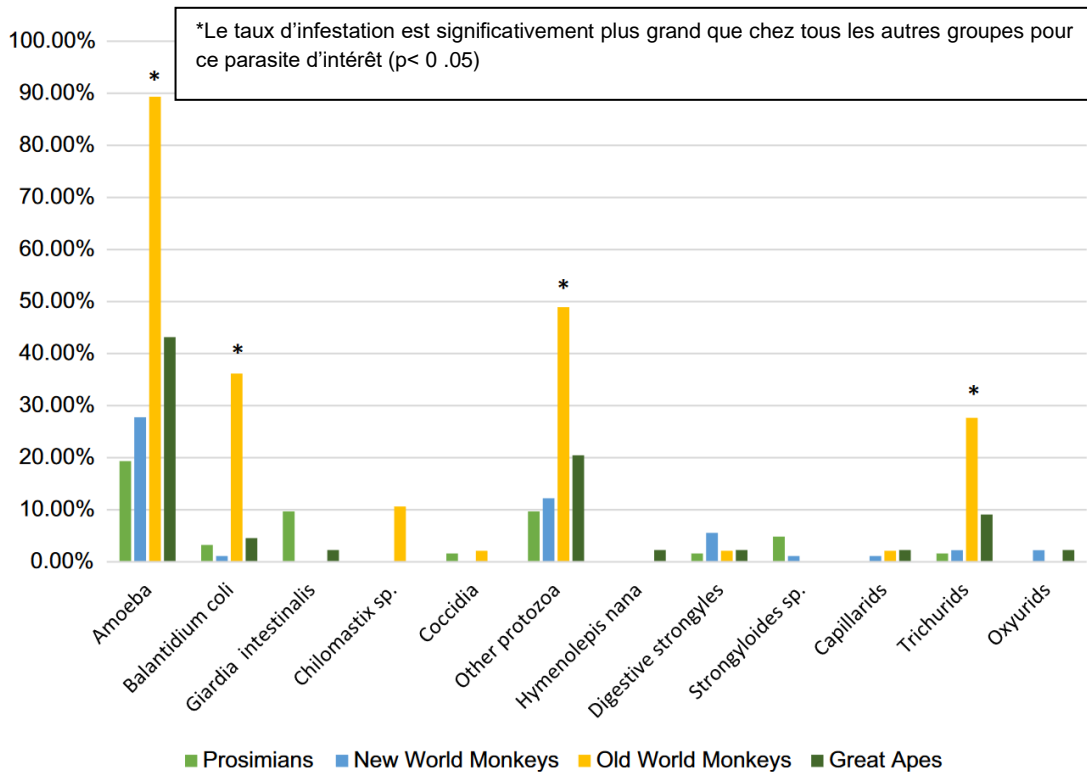
De nombreuses espèces de PNH sont menacées et d'intérêt conservatoire élevé. Leur prophylaxie est donc tout particulièrement importante.

Vonfeld *et al.* ont étudié les parasites gastro-intestinaux des PNH en parcs zoologiques en France, en utilisant divers protocoles de coproscopie (Vonfeld *et al.*, 2022). La conclusion soulève la prévalence plus élevée de parasites chez les OWM et une inversion dans le type majoritaire de parasites. Alors que les helminthes, notamment les nématodes, semblent plus souvent diagnostiqués en parcs zoologiques (Fagiolini *et al.*, 2010) les protozoaires reviennent plus

régulièrement dans l'étude de Vonfeld *et al.*, 2022, ce qui peut selon eux être dû à la différence des méthodes utilisées entre les deux études pour le diagnostic parasitaire.

La figure 10 donne une représentation visuelle de la diversité des parasites rencontrés dans l'étude de Vonfeld *et al.*, 2022.

**Figure 10 : Taux d'infestation de différents parasites selon les espèces hôtes (d'après Vonfeld *et al.*, 2022)**



Nous décrivons tout de même des données extérieures à cette étude afin d'élargir le champ bibliographique.

- *Les prosimiens*

Les prosimiens sont sujets à infestation par divers protozoaires et helminthes.

On retrouve régulièrement des protozoaires notamment *Giardia*, dont les lémuriens sont souvent porteurs asymptomatiques, et *Cryptosporidium* auquel les propitèques sont très sensibles notamment lors du sevrage et chez qui peuvent se développer des diarrhées sévères (McKenney *et al.*, 2017).

*Toxoplasma gondii* est courant chez les prosimiens captifs et fréquemment fatal.

On notera également les protozoaires des genres *Balantidium*, *Entamoeba* et de la famille des Trichomonadidae (Miller et Fowler, 2015 ; Smejkalová *et al.*, 2011), bien que les espèces de Trichomonadidae semblent pour une grande partie commensales (Smejkalová *et al.*, 2011).

Concernant les helminthes, on retrouve des nématodes dont des oxyures, ascarides, trichures, strongles, avec des espèces des genres *Gongylonema*, *Physaloptera*, et *Enterobius*.

- *OWM et NWM*

Similairement, on retrouve chez les singes des atteintes par des protozoaires et des helminthes.

L'amibe *Entamoeba histolytica* peut être asymptomatique, mais aussi responsable de colites nécro-ulcéralives et de gastrites fatales chez les espèces folivores (Miller et Fowler, 2015 ; Verweij et al., 2003). *Giardia intestinalis* est également un agent pathogène commun, et comme *E. histolytica*, peut être responsable de septicémie secondaire.

Plusieurs helminthes nématodes sont particulièrement importants en prophylaxie car de nombreuses espèces d'invertébrés peuvent leur servir d'HI, rendant le contrôle sanitaire difficile en amont de l'infection. On notera particulièrement les espèces *Gongylonema* sp., *Pterygodermatites nycticebi*, et *Prosthenorchis* sp., cette dernière étant responsable de péritonites par pénétration des parois intestinales.

Des cas de *larva migrans* par des espèces de strongyloïdes sont rapportés notamment avec *Strongyloides stercoralis* dont le cycle parasitaire favorise la réinfection et l'hyperinfection (Mati et al., 2014 ; Miller et Fowler, 2015).

Enfin, notons *Trichospirura leptostoma* qui atteint les canaux pancréatiques.

- *Les grands singes*

De nombreux parasites sont responsables de morbidité importante chez les grands singes.

Les protozoaires *Balantidium coli* et *Entamoeba* sp. sont asymptomatiques chez de nombreux animaux, mais peuvent être responsables de diarrhées, dysenterie voire d'entérite ulcéralive à perforante en cas de stress chez l'hôte (Miller et Fowler, 2015). Les coccidies sont notamment représentées par le genre *Giardia*.

Les helminthes sont représentés par des cestodes du genre *Echinococcus*, mais surtout des nématodes avec par exemple *Trichuris trichura* et *Oesophagostomum* sp.

*Strongyloides* spp., *Ancylostoma duodenale* et *Necator americanus* sont responsables de mortalité chez des jeunes gorilles et orang-outans ; ils doivent donc être particulièrement gardés en mémoire lors de dépistages prophylactiques.

### **g. Les pholidotes et autres mammifères insectivores**

Les pholidotes ne sont représentés aujourd'hui plus que par les huit espèces de pangolins. A l'instar des hérissons, musaraignes, macroscélides et toupayes, ce sont des mammifères insectivores.

Les coproscopies parasitaires des pangolins sont souvent positives lors d'études de terrain. Les cas pathologiques incluent des cestodes, notamment *Metadavainea aellini*, *Raillietina rahmi*, et *R. anoplocephaloides*. On retrouve également des nématodes avec des strongyloïdes et des ankylostomes non identifiés, ainsi que des capillaires. Un cas d'infestation à des nématodes du genre *Cylicospirura* a été rapporté, avec des vers présents en grande quantité dans le tractus digestif, la cavité péritonéale et enkystés dans les graisses mésentériques (Miller et Fowler, 2015). Enfin, on pourra retrouver des coccidies du genre *Eimeria*.

Concernant les autres mammifères insectivores, on retrouvera des protozoaires avec des coccidies des genres *Isospora* et *Eimeria*, ainsi que *Cryptosporidium* spp. Plusieurs helminthes sont également rapportés, avec des nématodes respiratoires et digestifs, des trématodes, ainsi que des acanthocéphales (non spécifiés) (Beck, 2007 ; Miller et Fowler, 2015).

Des lésions hépatiques associées à la présence d'un cnidaire (famille des méduses et anémones de mer), *Soricimyxum fegati*, ont été notées chez plusieurs individus de différentes espèces de musaraignes (Prunescu *et al.*, 2007).

### **h. Les xénarthres**

Les xénarthres regroupent les paresseux, les fourmiliers et les tatous. Ils peuvent être infestés par des parasites gastro-intestinaux protozoaires du genre *Eimeria*, des cestodes, nématodes, ou encore des acanthocéphales (Miller et Fowler, 2015 ; Ríos *et al.*, 2016 ; Sibaja-Morales *et al.*, 2009).

Dans les parasites protozoaires systémiques, nous noterons d'intérêt pour notre étude *Toxoplasma gondii* ainsi que le genre *Sarcocytis*, les autres étant des parasites sanguins dont la détection ne peut se faire par coproscopie.

Dans les nématodes, plusieurs tatous à trois bandes ont été testés séropositifs à *Dirofilaria immitis* et ce parasite a été identifié comme cause de décès d'un individu.

### **i. Les chiroptères**

Les endoparasites sont généralement des découvertes fortuites chez les chauves-souris, notamment chez les microchiroptères. Les digènes, cestodes, ascarides et coccidies sont communément présents dans le tractus intestinal. Certaines coccidies sont retrouvées au niveau des reins à l'histologie, mais il s'agit là encore généralement de découvertes fortuites.

La microsporidie *Ecephalitozoon hellum* est notable chez les chiroptères de par son potentiel zoonotique. Un cas d'infection mortelle a été décrit chez une roussette dans un parc zoologique (Childs-Sanford *et al.*, 2006).

Des cas de mortalité au nématode *Toxocara pteropodis* ont été décrits chez deux jeunes roussettes, bien que fréquemment retrouvé dans l'intestin de ces animaux sans habituellement provoquer d'atteinte de l'état général.

*Angiostrongylus* sp. a été identifié dans des cas d'atteinte neurologique chez deux espèces de roussettes, dont les signes cliniques n'étaient pas différenciables d'atteinte par un lyssavirus, soulevant l'importance de ce parasite dans le diagnostic différentiel des atteintes neurologiques (Barrett *et al.*, 2002).

#### **j. Les monotrèmes**

Les monotrèmes sont les seuls mammifères ovipares, composés de cinq espèces dont quatre échidnés et de l'ornithorynque (*Ornithorhynchus anatinus*).

Chez les échidnés sont retrouvés divers nématodes, dont des espèces des genres *Nicollina* et *Tasmanema* chez les échidnés à nez court (*Tachyglossus aculeatus*). Ces derniers peuvent également être parasités par des cestodes, tandis que l'on retrouvera plutôt des trématodes chez les échidnés à long bec (*Zaglossus bruijnii*).

On ne décrit généralement pas de signes cliniques, sauf lors d'infestations importantes par *Nicollina* sp. et *Tasmanema* sp.

Quant aux ornithorynques, ils peuvent, comme les échidnés à long bec, être parasités par des nématodes ou des trématodes, sans pathologie associée (Miller et Fowler, 2015).

#### **k. Les marsupiaux**

Les marsupiaux regroupent les macropodes (kangourous et wallabies), wombats, diables de Tasmanie, koalas, bandicoots, possums et opossums.

Les marsupiaux sont sujets à infestation par une multitude de parasites. Si la plupart ne provoquent pas de signes cliniques, certains font exception (Miller et Fowler, 2015).

Les protozoaires d'intérêt chez les marsupiaux sont des coccidies des genres *Eimeria* et *Isospora*, notamment chez les jeunes macropodes et les élevés-main. *Toxoplasma gondii* est responsable d'atteintes multisystémiques chez de nombreuses espèces et le pronostic est souvent mauvais.

Différents helminthes sont retrouvés chez ces animaux, dont une majorité de nématodes.

Le trématode *Fasciola hepatica* peut être retrouvé chez de nombreux marsupiaux dont les macropodes et phalangers, mais les wombats y sont particulièrement sensibles.

Concernant les cestodes, il est commun de retrouver chez des marsupiaux en liberté des kystes d'*Echinococcus granulosus* dans les poumons. Enfin, les espèces australiennes sont susceptibles de servir d'HI à *Spirometra erinacei*.

Les helminthes décrits chez les macropodes sont notamment des nématodes gastriques, mais aussi intestinaux, comme *Globocephaloides* spp. provoquant des entérites sévères et possiblement des anémies associées avec des hypoprotéïnémies pouvant conduire au décès de jeunes kangourous. *Hypodontus macropi* a également été associé à des entérites et décès de

kangourous. *Pelecitus roemeri* est un nématode filaire retrouvé dans les tissus sous-cutanés, et musculaires.

Les nématodes du genre *Marsupiostrongylus* sont communs chez les possums et écureuils volants, et sont responsables de pneumonies sévères chez les phalangers communs.

Chez plusieurs marsupiaux sont rapportés des atteintes neurologiques par un nématode respiratoire du rat, *Angiostrongylus cantonensis*.

Les bandicoots sont sujets à parasitisme par un ascaride, *Ophidascaris robertsi*, présent chez les pythons et pouvant sévèrement atteindre les bandicoots de par leur grande taille (jusqu'à 7 mm) et leur présence dans de nombreux tissus. De nombreux capillaires parasitent également les bandicoots, en se logeant dans tous types de tissu épithéliaux, et pouvant provoquer entérites et diarrhées.

Chez les opossums de Virginie (*Didelphis virginiana*), trois nématodes sont décrits comme d'importance clinique et cause de morbidité et mortalité importante : *Physaloptera turgida*, *Cruzia americana*, et *Didelphostrongylus hayesi*.

### 3. Bilan des parasites d'intérêt chez les mammifères en parc zoologique

Le tableau suivant recense les parasites d'intérêt que nous avons rencontrés dans la littérature pour les différents taxons de mammifères étudiés.

Tableau 1 : Parasites d'intérêt pour les différents groupes d'étude

Groupes de mammifères		Protozoaires	Helminthes
Mammifères marins	Cétacés	<b>Apicomplexes :</b> <i>Toxoplasma gondii</i> , <i>Sarcocystis neurona</i>	<b>Acanthocéphales :</b> <i>Bolbosoma</i> spp. <i>Corynosoma</i> spp. <b>Nématodes :</b> <i>Anisakis</i> spp. <i>Trichinella</i> spp.
	Pinnipèdes	<b>Apicomplexes :</b> <i>Toxoplasma gondii</i> ., <i>Sarcocystis</i> spp. <i>Neospora caninum</i>	<b>Acanthocéphales :</b> <i>Corynosoma</i> spp. <b>Cestodes :</b> <i>Diphyllobothrium</i> spp. <i>Diplogonoporus</i> spp. <b>Trématodes digènes :</b> <i>Zalophotrema hepaticum</i> <i>Pricetrema zalophi</i>
	Siréniens	<b>Apicomplexes :</b> <i>Eimeria</i> spp. (2 espèces)	<b>Nématodes :</b> <i>Heterocheilus tunicatus</i> <b>Trématodes :</b> <i>Opisthotrema</i> spp., <i>Pulmonicola cochleotrema</i> et <i>Nudacotyle undicola</i>
	Ours polaires		<b>Cestodes divers</b> <b>Nématodes :</b> <i>Trichinella</i> spp. dont <i>Trichinella nativa</i> , <i>Baylisascaris transfuga</i>
	Loutres de mer	<b>Apicomplexes :</b> <i>Toxoplasma gondii</i> , <i>Sarcocystis neurona</i>	<b>Acanthocéphales :</b> <i>Profilicollis</i> spp. <b>Nématode :</b> <i>Capillaria hepatica</i>
Carnivores terrestres	Canidés	<b>Apicomplexes :</b> <i>Cryptosporidium</i> spp., <i>Eimeria</i> spp., <i>Isospora</i> spp. , <i>Hepatozoon</i> spp., <i>Neospora caninum</i> *** <b>Flagellés :</b>	<b>Cestodes :</b> <i>Taenia</i> spp. et <i>Echinococcus</i> spp. dont <i>Echinococcus multilocularis</i> <b>Nématodes :</b> Ankylostomes, <i>Trichuris</i> spp., <i>Trichinella</i> spp.,

	<p><i>Giardia</i> spp.</p> <p><b>Microsporidies :</b>  <i>Encephalitozoon</i> spp. dont  <i>E. cuniculi</i></p>	<p><i>Angiostrongylus vasorum</i>,  <i>Crenosoma vulpis</i> et  <i>Spirocerca lupi</i></p> <p><b>Trématodes :</b>  <i>Eurytrema procyonis</i></p>
<b>Félinés</b>	<p><b>Apicomplexes :</b>  <i>Isospora</i> spp et  <i>Toxoplasma gondii</i>**</p> <p><b>Flagellés :</b>  <i>Giardia</i> spp.</p>	<p><b>Nématodes :</b>  <i>Toxocara</i> spp., <i>Toxascaris</i>  spp. et <i>Aerulostrongylus</i>  <i>abstrusus</i></p>
<b>Mustélinés</b>	<p><b>Apicomplexes :</b>  <i>Isospora</i> spp., <i>Eimeria</i>  spp., <i>Sarcocystis</i>  spp. <i>Toxoplasma gondii</i> et  <i>Neospora caninum</i></p> <p><b>Flagellés :</b>  <i>Giardia</i> spp.</p>	<p><b>Acanthocéphales,</b>  <b>cestodes, nématodes</b>  <b>(<i>Trichinella</i> spp.) et</b>  <b>trématodes divers</b></p>
<b>Procyonidés,</b> <b>viverridés et</b> <b>ailuridés</b>	<p><b>Apicomplexes :</b>  <i>Eimeria nuttali</i> et  <i>E. procyonis</i>, <i>Isospora</i> sp.,  <i>Sarcocystis neurona</i></p> <p><b>Microsporidies :</b>  <i>Encephalitozoon</i> spp. (3  espèces) et  <i>Enterocytozoon bieneusi</i></p>	<p><b>Nématodes :</b>  <i>Baylisascaris procyonis</i>,  <i>Angiostrongylus vasorum</i>,  <i>Crenosoma</i> sp. et  <i>Mansonella</i> spp.</p> <p><b>Trématodes :</b>  <i>Paragonimus</i> sp.</p>
<b>Ursidés</b>	<p><b>Apicomplexes :</b>  <i>Toxoplasma gondii</i></p>	<p><b>Acanthocéphales :</b>  Divers dont  <i>Macracanthorhynchus</i>  <i>ingens</i></p> <p><b>Cestodes :</b>  <i>Taenia</i> spp.,  <i>Diphyllobothrium</i> spp.</p> <p><b>Nématodes :</b>  <i>Trichinella</i> spp.,  <i>Baylisascaris transfuga</i>,  <i>Dirofilaria imitis</i> et <i>Dirofilaria</i>  <i>ursi</i></p> <p><b>Trématodes divers</b></p>



	<b>Hyénidés et apparentés</b>	<b>Apicomplexes :</b> <i>Toxoplasma gondii</i>	<b>Nématode :</b> <i>Angiostrongylus dujardini</i>
<b>Ruminants</b>	<b>Tragulidés, moschidés et cervidés</b>	<b>Apicomplexes divers et non spécifiques</b> (notamment <i>Eimeria</i> spp.)	<b>Nématodes :</b> <i>Dictyocaulus</i> spp., <i>Nematodirus</i> spp., <i>Ostertagia</i> spp., <i>Haemonchus</i> spp., <i>Trichostrongylus axei</i> , <i>Elaphostrongylus cervi</i> , <i>Parelaphostrongylus tenuis</i> et <i>P. andersoni</i> , <i>Pneumostrongylus tenuis</i> et <i>Trichuris</i> spp.  <b>Trématodes :</b> <i>Fascioloides magna</i> et <i>Fasciola hepatica</i>
	<b>Bovidae et Antilocapridae</b>	<b>Apicomplexes divers dont <i>Eimeria</i> spp.</b>	<b>Nématodes :</b> <i>Nematodirus</i> spp., <i>Ostertagia</i> spp., <i>Haemonchus</i> spp., <i>Parelaphostrongylus tenuis</i> , <i>Dictyocaulus</i> sp., <i>Muellerius</i> sp., <i>Protostrongylus</i> sp. et <i>Parelaphostrongylus odocolei</i>  <b>Trématodes :</b> <i>Fascioloides magna</i>
	<b>Giraffidae</b>		<b>Nématodes :</b> <i>Haemonchus contortus</i> , <i>Trichuris</i> spp. dont <i>T. giraffae</i>
<b>Herbivores monogastriques</b>	<b>Camélidés</b>	<b>Apicomplexes :</b> <i>Eimeria</i> spp., <i>Cryptosporidium</i> spp. et <i>Sarcocystis</i> spp.	<b>Nématodes divers</b>
	<b>Hippopotamidés</b>	<b>Protozoaires divers non spécifiques</b>	<b>Nématodes divers</b>
	<b>Rhinocéridés</b>	<b>Apicomplexes :</b> Non spécifiques, dont	<b>Nématodes</b> dont <i>Diceronema versterae</i> et

		<i>Cryptosporidium</i> spp.	<i>Probstmayria</i> spp. <b>Cestodes et trématodes divers</b>
	<b>Proboscidés</b>		<b>Cestode :</b> <i>Anoplocephala manubriata</i> <b>Nématodes divers</b> <b>Trématode :</b> <i>Fasciola</i> spp.
	<b>Hyrocoidés</b>		<b>Cestodes divers</b> <b>Nématodes :</b> <i>Ankylostomes, Trichuris</i> spp., <i>Grassinema procavia</i>
	<b>Equidés</b>	<b>Apicomplexes :</b> <i>Sarcocystis neurona.</i> <b>Flagellés :</b> <i>Giardia</i> spp.	<b>Nématodes :</b> <i>Oxyures, Parascaris equorum, Trychostrongylus axei, Strongyloides</i> spp et <i>Strongylus</i> spp. dont <i>Strongylus vulgaris</i>
	<b>Tapiridés</b>	<b>Apicomplexes :</b> <i>Cryptosporidium</i> spp.. <b>Ciliés :</b> <i>Balantidium</i> spp. <b>Flagellés :</b> <i>Giardia</i> spp	<b>Trématodes :</b> Schistosomatidés
<b>Lagomorphes et rongeurs</b>	<b>Lagomorphes</b>	<b>Apicomplexes :</b> <i>Eimeria</i> spp., <i>Cryptosporidium parvum</i> <b>Microsporidie :</b> <i>Encephalitozoon cuniculi</i>	<b>Nématodes :</b> <i>Passalurus ambiguous, Pelecitus</i> sp., <i>Microfilaria</i> sp. et <i>Baylisascaris transfuga</i>
	<b>Rongeurs</b>	<b>Apicomplexes :</b> <i>Cryptosporidium</i> spp. dont <i>C. hepaticum</i> , <i>Eimeria</i> spp. <b>Ciliés :</b> <i>Balantidium</i> spp.,	<b>Cestodes :</b> <i>Hymenolepis diminuta, Cysticercus Fasciolaris</i> <b>Nématodes :</b> <i>Ascarides, Syphacia obvelata, Capillaria</i> spp. dont <i>C. hepatica, Baylisascaris</i> sp., <i>Strongyloides</i> sp.,

			<p><i>Taenia</i> spp., <i>Trichuris</i> spp.</p> <p><b>Trématodes divers</b></p>
<b>Suines</b>			<p><b>Acanthocéphales :</b> <i>Macrocanthorynchus hirudinaceus</i></p> <p><b>Cestodes :</b> Ténias, <i>Echinococcus granulosus</i></p> <p><b>Nématodes :</b> Ascarides, strongyles, <i>Metastrongylus</i> spp., <i>Trichinella</i> spp. et <i>Hyoststrongylus</i> spp.</p> <p><b>Trématodes :</b> <i>Fascioloides magna</i> et <i>Dicrocoelium dendriticum</i></p>
<b>Primates non humains</b>	<b>Prosimians</b>	<p><b>Apicomplexes :</b> <i>Cryptosporidium</i> spp., <i>Toxoplasma gondii</i></p> <p><b>Amibes :</b> <i>Entamoeba</i> spp.</p> <p><b>Ciliés :</b> <i>Balantidium</i> spp.</p> <p><b>Flagellés :</b> <i>Trichomonadidae</i> dont <i>Trichomonas</i> spp., <i>Giardia</i> spp.</p>	<p><b>Cestodes :</b> <i>Taenia</i> spp. dont <i>T.martis</i></p> <p><b>Nématodes :</b> Ascarides, trichures, strongles, <i>Gongylonema</i> spp., <i>Physaloptera</i> spp., et <i>Enterobius</i> spp.</p>
	<b>OWM et NWM</b>	<p><b>Amibe :</b> <i>Entamoeba histolytica</i></p> <p><b>Flagellés :</b> <i>Giardia intestinalis</i></p>	<p><b>Nématodes :</b> <i>Gongylonema</i> sp., <i>Pterygodermatites nycticebi</i>, <i>Prosthenorchis</i> sp., <i>Strongyloides stercoralis</i>, <i>Trichospirura leptostoma</i></p>
	<b>Grands singes</b>	<p><b>Amibe :</b> <i>Entamoeba</i> sp.</p> <p><b>Ciliés :</b> <i>Balantidium coli</i></p>	<p><b>Cestodes :</b> <i>Echinococcus</i> spp.</p> <p><b>Nématodes :</b> <i>Trichuris trichura</i>, <i>Oesophagostomum</i> sp.,</p>

		<b>Flagellés :</b> <i>Giardia</i> spp.	<i>Strongyloides</i> spp., <i>Ancylostoma duodenale</i> et <i>Necator americanus</i>
<b>Pholidotes et autres mammifères insectivores</b>		<b>Apicomplexes :</b> <i>Eimeria</i> spp., <i>Isospora</i> spp et <i>Cryptosporidium</i> spp	<b>Acanthocéphales et trématodes divers</b>  <b>Cestodes :</b> <i>Metadavainea aellini</i> , <i>Raillietina rahmi</i> et <i>R. anoplocephaloides</i>  <b>Nématodes :</b> Ankylostomes, strongyloïdes, capillaires, <i>Cylicospirura</i> sp.
<b>Xénarthres</b>		<b>Apicomplexes :</b> <i>Eimeria</i> spp., <i>Toxoplasma gondii</i> et <i>Sarcocytis</i> spp.	<b>Acanthocéphales, cestodes et nématodes (<i>Dirofilaria immitis</i>) divers</b>
<b>Chiroptères</b>		<b>Apicomplexes divers</b>  <b>Microsporidie :</b> <i>Encephalitozoon hellum</i>	<b>Cestodes et trématodes digènes divers</b>  <b>Nématodes :</b> <i>Ascarides</i> , <i>Toxocara pteropodis</i> , <i>Angiostrongylus</i> sp.
<b>Monotrèmes</b>			<b>Cestodes et trématodes divers</b>  <b>Nématodes :</b> <i>Nicollina</i> sp., <i>Tasmanema</i> sp.
<b>Marsupiaux</b>		<b>Apicomplexes :</b> <i>Eimeria</i> spp., <i>Isospora</i> spp., <i>Toxoplasma gondii</i> et <i>Sarcocystis neurona</i> *	<b>Cestodes :</b> <i>Echinococcus granulosus</i> , <i>Spirometra erinacei</i>  <b>Nématodes :</b> Capillaires, <i>Globocephaloides</i> spp., <i>Hypodontus macropi</i> , <i>Pelecitus roemeri</i> , <i>Marsupiostrongylus</i> spp., <i>Angiostrongylus cantonensis</i> , <i>Ophidascaris robertsi</i> , <i>Physaloptera turgida</i> , <i>Cruzia americana</i> et

		<i>Didelphostrongylus hayesi</i> <b>Trématodes :</b> <i>Fasciola hepatica</i>
--	--	---

\*les espèces concernées sont HD asymptomatiques de cet apicomplexe, la recherche du parasite est donc à visée épidémiologique

\*\*les espèces concernées sont HD possiblement symptomatiques, la recherche du parasite est donc à visée épidémiologique et clinique

\*\*\*les espèces concernées sont HD et HI, mais le diagnostic ne se fait que sur l'HD asymptomatique, la recherche du parasite est donc à visée épidémiologique et préventive

## 4. Caractérisation des éléments parasitaires retrouvés dans les matières fécales

Après avoir répertorié les parasites d'intérêt des mammifères présentés en parcs zoologiques, il nous faut caractériser les éléments que nous pouvons retrouver dans les selles et savoir s'ils nous intéressent d'un point de vue diagnostic.

### A. Protozoaires

Globalement, les protozoaires sont retrouvés dans les selles sous leur forme résistante kystique. Lorsque les selles sont diarrhéiques ou pâteuses, il est possible d'y retrouver d'autres formes. Il faut faire attention à la présence d'urines pouvant dégrader les protozoaires (Guiguen *et al.*, 2021).

#### a. Apicomplexes

Les apicomplexes d'intérêt pour la coproscopie des mammifères sont les coccidies. Les différents genres rencontrés dans la littérature sont *Eimeria*, *Isospora*, *Toxoplasma*, *Neospora*, *Sarcocystis*, ainsi que *Cryptosporidium*.

Les genres *Eimeria*, *Isospora* et *Cryptosporidium* présentent des cycles monoxènes. Ils font intervenir une contamination par le milieu extérieur *via* l'ingestion d'oocystes ayant été relargués dans les selles d'individus infestés. Ces éléments sont donc ceux à rechercher en coproscopie.

Les genres *Toxoplasma*, *Neospora* et *Sarcocystis* quant à eux suivent des cycles hétéroxènes.

Concernant *Toxoplasma*, les oocystes sont relargués dans les selles des seuls hôtes définitifs connus, qui sont les félidés. Ingérés par un hôte intermédiaire, ils se transformeront en tachyzoïtes puis s'enkysteront dans les muscles, les yeux ou le système nerveux. On retrouvera donc des éléments seulement dans les selles des félidés, sous formes d'oocystes. Cependant, la période patente est souvent courte et l'excrétion intermittente, il est donc possible de ne pas avoir d'éléments dans les selles d'un individu infecté.

Pour le genre *Neospora*, l'hôte définitif est un canidé. Cependant, les atteintes cliniques sont causées par les formes kystiques retrouvées chez les hôtes intermédiaires, qui peuvent être canidés ou autres. Ainsi, les éléments retrouvés dans les selles, qui sont les oocystes, ont un intérêt épidémiologique mais non clinique.

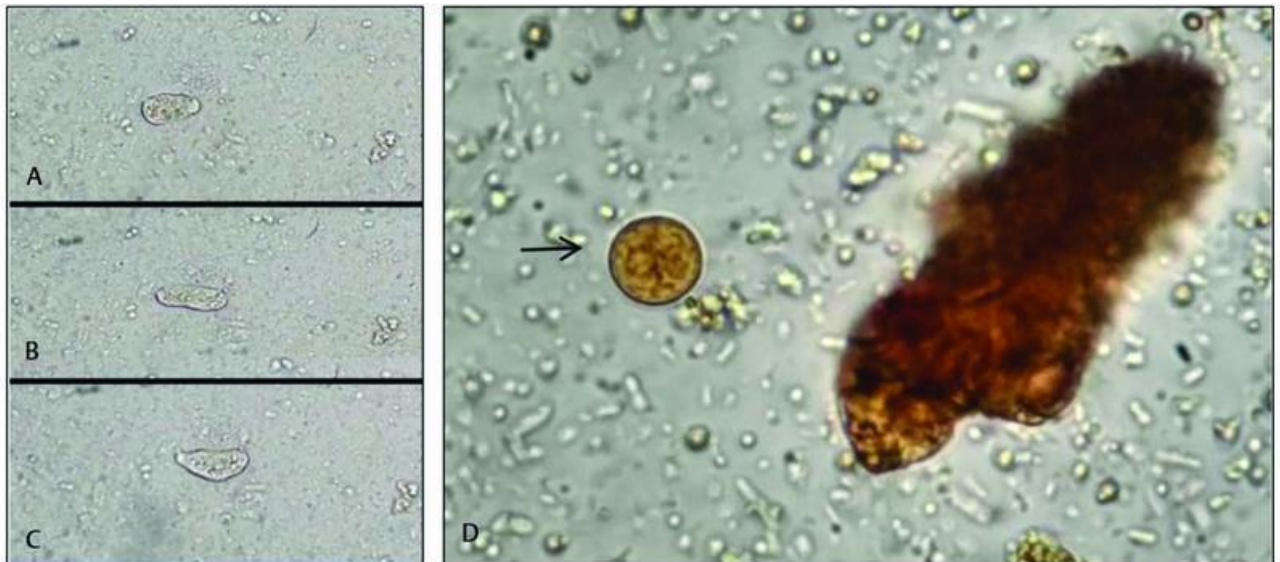
Il en est de même pour les espèces du genre *Sarcocystis*. L'hôte définitif de *Sarcocystis neurona* est l'opossum de Virginie, un marsupial, alors que ce rôle est tenu par des canidés et procyonidés pour *Sarcocystis cruzi*. La coproscopie ne sera donc pas à but de diagnostic clinique.

#### b. Amibes

Les kystes constituent pour les amibes la forme de résistance et de dissémination. C'est cet élément qui sera principalement retrouvé dans les selles. La formation des kystes dans l'intestin est irrégulière et intermittente, ce qui entraîne l'existence de périodes d'absence d'élimination dans les selles.

Il est possible de retrouver des formes végétatives d'amibes dans les selles, mais leur fragilité les rend rapidement inactives et difficilement observables par un opérateur peu entraîné. La coproculture est nécessaire à leur observation.

**Figure 11 : Forme végétative d'amibe en déplacement (A, B, C) et kyste d'amibe (D)**  
(d'après Das *et al.*, 2022)



### **c. Microsporidies**

Les Microsporidies sont disséminées sous forme sporulées (Chioralia *et al.*, 1998 ; Doboși *et al.*, 2022). Leur observation en routine est difficile, une coloration particulière est nécessaire. De plus, le diagnostic se fait préférentiellement par PCR (Lallo *et al.*, 2012) ou par analyses microscopiques des urines pour *E. cuniculi*.

### **d. Ciliés**

Nous n'avons rencontré que le genre *Balantidium* dans notre étude des parasites des mammifères.

On retrouve généralement les formes kystiques dans les matières fécales, quelquefois les trophozoïtes notamment dans les diarrhées, mais ces derniers ne survivent pas dans l'environnement. Il faudra donc rechercher en priorité des kystes.

### **e. Flagellés**

Les seuls flagellés d'intérêt que nous avons recensé sont des espèces du genre *Giardia* et dans une moindre mesure de la famille des Trichomonadidae.

Le cycle des espèces de *Giardia* est monoxène, l'hôte relargue dans ses selles des formes kystiques qui seront ingérées par un nouvel hôte. Les kystes donnent des formes trophozoïtes

infectieuses qui donneront à leur tour des formes kystiques par scissiparité. Trophozoïtes et kystes sont éliminés dans les selles, mais les formes trophozoïtes sont plus facilement identifiables et associées à une présence pathologique.

Concernant les espèces de Trichomonadidae, nous pouvons noter que l'identification d'espèces se fait sur les formes trophozoïtes, dont le schéma de déplacement est le meilleur moyen d'identification.

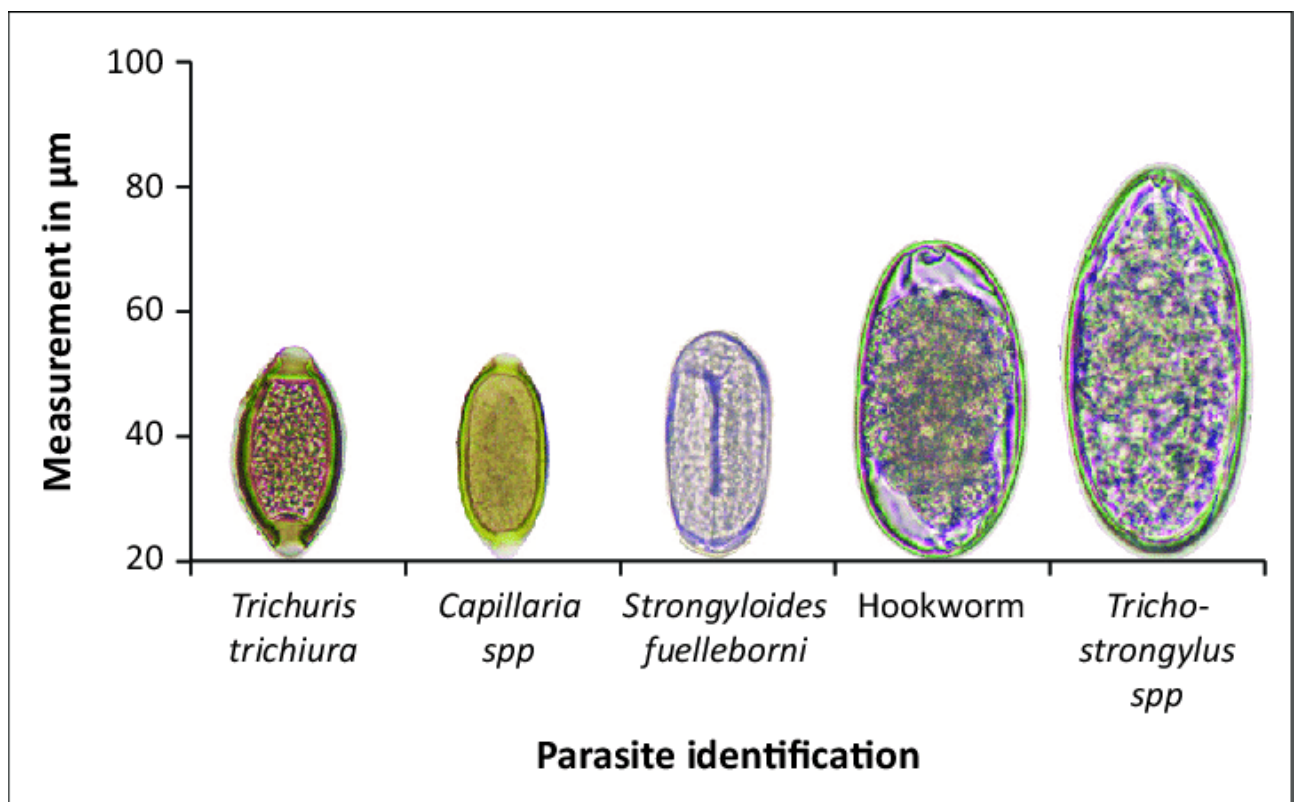
## B. Helminthes

### a. Nématodes

Les éléments retrouvés dans les selles lors d'infestation par des nématodes dépendent de l'espèce parasitaire et des organes de prédilections où migrent les larves.

Le premier cas de figure est celui des nématodes digestifs. Les larves se transforment en adultes qui se reproduisent et relarguent des œufs dans le tractus digestif. Dans ce cas de figure, les éléments recherchés sont les œufs. Les œufs des nématodes se présentent sous une multitude de tailles et densités, mais sont généralement ovoïdes.

**Figure 12 : Différents œufs de nématodes représentant la diversité de taille existante (d'après Cruz et al., 2021)**





Le second cas de figure est celui des nématodes pulmonaires. Les adultes se logent dans les poumons où ils pondent. Les larves issues de ces œufs remontent les voies respiratoires, puis sont dégluties avant d'être relarguées dans les selles. Ainsi, les éléments recherchés seront des larves.

Les nématodes cardiaques ne se comportent pas tous de la même manière. *Dirofilaria immitis* ne possède pas de passage extérieur car il est transmis par un vecteur biologique. La coprologie n'a donc pas d'intérêt dans son cas. En revanche, *Angiostrongylus vasorum* que nous avons rencontré chez les carnivores, est retrouvé sous forme de larve dans les selles. Les œufs ayant éclos dans les capillaires pulmonaires, ces larves migrent vers les voies respiratoires, sont expectorées, puis dégluties et ressortent via les selles dans l'environnement. Elles reprennent leur cycle hétéroxène en infestant l'hôte intermédiaire.

Il existe des espèces avec des cycles plus particuliers. *Strongyloides stercoralis* est un nématode dont les larves infestent l'hôte par passage transcutané. Elles migrent vers le duodénum et le jéjunum où elles évoluent en adultes et pondent des œufs dans la muqueuse intestinale. Ces œufs éclosent et libèrent des larves non infestantes dans le milieu extérieur via les selles. A nouveau, ce sont les larves qui seront recherchées lors d'un examen coprologique (Castro, 1996).

Un autre cas particulier est celui des espèces de *Trichinella*. L'infection se fait par ingestion de viande contenant des larves enkystées. Exposés à l'acide gastrique, les kystes libèrent les larves qui pénètrent la muqueuse intestinale et évoluent en adultes. Ces adultes se reproduisent, libèrent des larves qui migrent vers les muscles striés et s'enkystent. Le cycle reprend alors, sans relargage d'éléments parasites dans les selles. La coprologie est donc inappropriée dans le diagnostic de la trichinellose.

### **b. Cestodes**

Les cestodes se retrouvent sous forme adulte chez les HD, et sous forme larvaire généralement enkystée chez les HI. La coprologie est donc intéressante lorsque l'individu examiné est un HD.

On retrouvera alors dans les selles les produits de la reproduction du parasite, à savoir des œufs ou des proglottis. S'ils sont dégradés, des œufs libres pourront être visualisés (figure 17). Cependant, pendant la période prépatente qui peut être longue comme chez *Anoplocephalidae perfoliata*, les proglottis ne sont pas gravides et l'observation sera difficile (Tomczuk *et al.*, 2014).

Enfin, les espèces d'*Echinococcus* ne possèdent pas de multiples proglottis et pondent directement dans le tractus digestif, on retrouvera alors des œufs libres.

Concernant les HI, seule la ponction de kystes hydatiques ou des examens d'imagerie permettent la visualisation des larves.

**Figure 13 : Informations morphologiques et morphométriques concernant différents cestodes et leurs œufs (d'après Bourée et al., 2012)**

Nom	<i>Taenia saginata</i>	<i>Taenia solium</i>	<i>Diphyllobothrium latum</i>	<i>Dipylidium caninum</i>	<i>Hymenolepis nana</i>	<i>Hymenolepis diminuta</i>
Répartition géographique	Cosmopolite	Cosmopolite	Europe du Nord	Cosmopolite	Afrique du Nord	Italie Amérique du Sud
Longueur	6-8 m	6-8 m	2-10 m	0,15-0,40 m	0,10-0,25 m	0,30-0,70 m
Scolex V : ventouse R : rostre B : bothridie						
Anneaux P : pore génital U : utérus						
Œuf C : crochet F : filament						
Taille	50 µm	40 µm	80 × 50 µm	40 µm	50 × 60 µm	70 µm
Forme	Ovale	± Arrondie	Ovale	Arrondie	Arrondie	Arrondie
Couleur	Marron	Marron	Jaune clair	Jaune clair	Incolore	Incolore
Coque interne	Epaisse (4-5 µm) striée	Epaisse (5-6 µm) striée	Mince operculée	Lisse	Fine, avec deux mamelons	Lisse, mamelon inconstant
Contenu	Embryon hexacanthé	Embryon hexacanthé	Cellules vitellines	Embryon hexacanthé	Embryon hexacanthé	Embryon hexacanthé
Délai d'apparition dans les selles	3 mois	3 mois	45 jours	20 jours	20 jours	15 jours

### c. Acanthocéphales et trématodes

Comme nous l'avons déjà vu, ces parasites suivent un cycle où les oeufs sont relargués dans les selles de l'HD. C'est donc ces éléments qui seront recherchés lors de coproscopies.

Les œufs d'acanthocéphales et de trématodes sont, pour une grande majorité, des œufs lourds et grands. Les œufs de trématodes sont généralement colorés et operculés.



# Deuxième partie : méthodes coproscopiques et intérêts

---

## 1. Les méthodes de coproscopie existantes : protocoles et intérêts des méthodes de routine

L'examen coproscopique ne se résume pas à une simple observation d'excréments au microscope optique. Il existe diverses méthodes de préparation des échantillons, visant à isoler ou mettre en évidence des éléments d'intérêt et à permettre leur quantification. Le manipulateur a donc tout intérêt à choisir un protocole adapté aux espèces parasitaires qu'il souhaite détecter afin de limiter le risque de faux négatif.

Tout d'abord, la coproscopie peut être réalisée sur un échantillon avec ou sans concentration des éléments parasitaires. La méthode la plus simple est donc l'observation directe des selles entre lame et lamelle sans concentration.

Les méthodes de concentration peuvent être physiques ou physico-chimiques. Les méthodes physiques reposent sur la différence de densité entre les éléments parasitaires et la solution de dilution des selles. Les méthodes physico-chimiques, dites diphasiques, reposent sur la dissolution des débris par un solvant, puis la mise en solution d'un second solvant non miscible avec le premier. Deux phases apparaissent et permettent l'isolement des éléments parasitaires.

Enfin, la méthode de Baermann est une méthode dite d'extraction ou de concentration biologique, permettant d'extraire les larves de certains nématodes par hygrotropisme et géotropisme.

Guigen *et al.* proposent, dans un article paru en 2021, des lignes de conduite pour l'examen de coprologie parasitaire et soulignent les erreurs courantes et les pièges fréquemment rencontrés (Guigen *et al.*, 2021).

Les différents protocoles cités par la suite sont issus des ressources pédagogiques de l'unité de parasitologie de l'EnvA et de communications personnelles, avec des ajouts et variations issus de la bibliographie et d'ouvrages de références (Beugnet *et al.*, 2018).

### A. L'examen direct

L'examen direct se fait par observation de matières fécales montées entre lame et lamelle sur une goutte d'eau distillée ou de colorant.

L'atout de l'examen direct est la conservation de tous les éléments émis dans les selles. Cependant, il ne permet pas de concentration et reste donc peu sensible pour des éléments parasitaires excrétés en faible quantité. De plus, l'échantillon est observé avec de nombreux déchets alimentaires ou éléments environnementaux : poils, œufs d'acariens, pollen, etc, entravant la bonne lecture de la lame.

Dans une étude retrospective réalisée sur 12 ans, l'examen direct était responsable de seulement 2.9 % des identifications de parasites intestinaux (Neimeister *et al.*, 1990). Cet examen, bien que pratique, est donc intéressant s'il est conjugué à une technique de concentration.

## B. Méthodes de concentration par flottation

### a. Principe général

La concentration par flottation repose sur la dilution des matières fécales dans un liquide dense, permettant à des éléments parasitaires de densité inférieure de flotter en surface et d'être observés.

Ces méthodes sont utiles pour les œufs d'helminthes et de protozoaires.

### b. Les différents solutés

La solution de flottaison utilisée doit être réfléchie puisque le principe de la technique met en jeu sa densité. Une solution de forte densité permettra de concentrer les éléments parasitaires avec une densité élevée, mais concentrera également de nombreux éléments artéfactuels et risquera de déformer les éléments fragiles. Une solution de faible densité ne concentrera que des éléments parasitaires peu denses, mais aura l'avantage d'un confort de lecture optimal avec peu d'artéfacts et des éléments bien conservés.

Un autre facteur pris en compte de plus en plus fréquemment dans les parcs zoologiques est la pollution environnementale engendrée par l'utilisation de certaines solutions comme le sulfate de Zinc.

Le tableau numero 2 recense plusieurs solutions utilisées ainsi que leurs densités respectives.

**Tableau 2 : Solutions denses utilisées en coproscopie (d'après Beugnet *et al.*, 2018)**

Solution de flottation	Composition	Densité à saturation et à température ambiante
<b>Saccharose et formol</b>	$C_{12}H_{22}O_{11}$ 454 g, solution de $CH_2O$ (à 40 %) 6 mL, $H_2O$ 355 mL	1,200
<b>Chlorure de sodium</b>	NaCl 500g, $H_2O$ 1000mL	1,200
<b>Sulfate de zinc</b>	$ZnSO_4 \cdot 7H_2O$ 330 g, avec $H_2O$ jusqu'à 1000 mL	1,200
<b>Nitrate de sodium</b>	$NaNO_3$ 315 g, avec $H_2O$ jusqu'à 1000 mL	1,200
<b>Sulfate de magnésium</b>	$MgSO_4$ 350 g, avec $H_2O$ jusqu'à 1000 mL	1,280
<b>Nitrate de sodium</b>	$NaNO_3$ 250 g, $Na_2O_3S_2 \cdot 5H_2O$ 300 g, avec $H_2O$ jusqu'à 1000 mL	1,300

<b>Sulfate de zinc</b>	ZnSO <sub>4</sub> .7H <sub>2</sub> O 685 g, H <sub>2</sub> O 685 mL	1,350
<b>Chlorure de sodium et chlorure de zinc</b>	NaCl 210 g, ZnCl <sub>2</sub> 220 g avec H <sub>2</sub> O 1000 mL	1,350
<b>Saccharose et nitrate de sodium</b>	C <sub>12</sub> H <sub>22</sub> O <sub>11</sub> 540 g, NaNO <sub>3</sub> 360 g, avec H <sub>2</sub> O jusqu'à 1000 mL	1,350
<b>Nitrate de sodium et thiosulfate de sodium</b>	NaNO <sub>3</sub> 300 g, Na <sub>2</sub> O <sub>3</sub> S <sub>2</sub> .5H <sub>2</sub> O 620 g, H <sub>2</sub> O 530 mL	1,450
<b>Saccharose, nitrate de sodium et thiosulfate de sodium</b>	C <sub>12</sub> H <sub>22</sub> O <sub>11</sub> 1200 g, NaNO <sub>3</sub> 1280 g, Na <sub>2</sub> O <sub>3</sub> S <sub>2</sub> .5H <sub>2</sub> O 1800 g, H <sub>2</sub> O 720 mL	1,450

D'après Beugnet *et al.*, les solutions de flottaison utilisées pour la recherche des œufs de cestodes ou de nématodes sont généralement à base de chlorure de sodium, tandis que des solutions de chlorure de zinc ou de sulfate de zinc sont préférées dans la recherche des œufs de trématodes. Les auteurs précisent également que les éléments de *Giardia* sont déformés par le sulfate de zinc.

### ***c. Méthodes qualitative (flottation totale) et quantitative (McMaster)***

Il existe plusieurs protocoles de coproscopie par flottation. Certains sont passifs, d'autres font intervenir une phase de centrifugation. La coproscopie peut être qualitative ou quantitative avec la lecture sur cellule de McMaster.

### ***d. Coproscopie qualitative***

Le protocole de la coproscopie qualitative passive est le suivant :

- Homogénéiser le prélèvement.
- Déliter 1 volume de fèces avec 10 ou 15 volumes de liquide dense dans une éprouvette graduée.
- Tamiser le mélange avec une passoire à thé.
- Verser la suspension obtenue dans un tube à essai jusqu'à l'obtention d'un ménisque bombant.
- Mettre une lamelle et attendre 20 à 30 minutes.
- Prendre délicatement la lamelle et la poser sur une lame.
- Observer au microscope.

Une variation possible est la méthode de Faust :

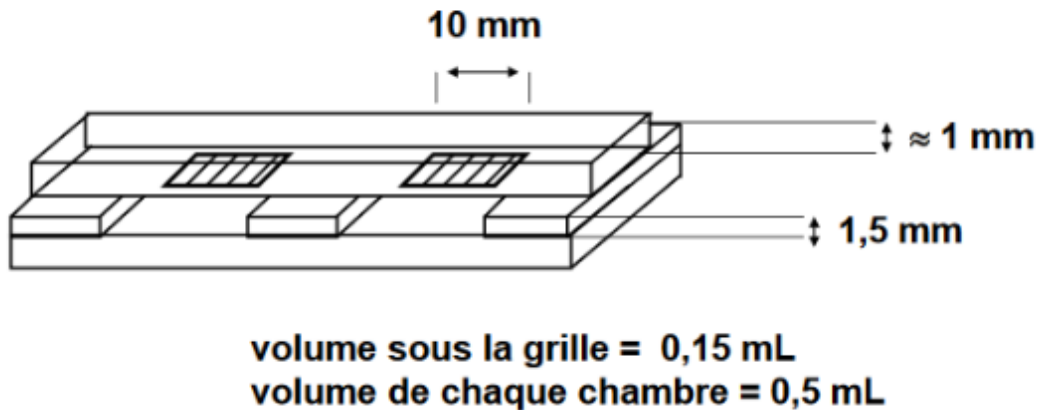
- Délayer environ 5 g de selles dans une passette à l'aide d'un agitateur en verre avec 20 ml d'eau du robinet sur un bécher en plastique à usage unique.
- Verser 20 ml de cette dilution dans un tube à centrifuger en plastique à usage unique à fond rond.
- Centrifuger à 2 500 tr/min pendant 45 secondes. Décanter le surnageant.
- Recommencer ces opérations jusqu'à ce que le surnageant soit clair.
- Reprendre le dernier culot avec environ 20 ml de solution de sulfate de zinc. Bien homogénéiser le sédiment, puis compléter le remplissage jusqu'à 1 cm du bord du tube.
- Centrifuger comme précédemment.
- Disposer le tube sur un portoir et y ajouter de la solution de sulfate de zinc avec précaution à l'aide d'une pipette Pasteur jusqu'à l'obtention d'un ménisque convexe au sommet du tube.
- Attendre 12 minutes.
- Prélever la surface du ménisque en l'effleurant avec la partie centrale d'une lamelle, que l'on dépose ensuite sur une lame préparée avec une goutte de Lugol double.
- Observer au microscope.

La méthode de Faust a l'avantage de fortement trier les éléments artéfactuels et de permettre l'obtention d'une préparation dont la lecture est très confortable. Le protocole détaillé ici utilise le Lugol en colorant, ceci n'est pas obligatoire mais augmente le confort de lecture en augmentant le contraste.

### e. Coproscopie quantitative

La coproscopie quantitative par flottaison, ou technique de McMaster, permet de quantifier les éléments parasitaires retrouvés, qu'il s'agisse d'œufs, de kystes ou de trophozoïtes, bien que ces derniers soient trop fragiles pour subir le protocole et rester identifiables.

La cellule de McMaster se présente ainsi :



**Figure 14 : Schématisation d'une cellule de McMaster et de ses chambres (d'après les ressources pédagogiques de l'unité de parasitologie de l'EnvA)**

Elle est utilisée pour la lecture sous le microscope et doit être préparée selon le protocole suivant :

- Homogénéiser le prélèvement.
- Déliter 5 g de fèces dans 75 ml de liquide dense dans une éprouvette graduée, bien homogénéiser.
- Tamiser le mélange avec une passoire à thé.
- Bien mélanger pour que la suspension soit homogène.
- Remplir les deux chambres d'une cellule de McMaster avec la suspension homogène obtenue à l'aide d'une pasteurette.
- Attendre 10 min.
- Observer au microscope, compter le nombre d'éléments sous chaque grille.

Dans ce protocole, la ségrégation des éléments par densité, et donc la concentration, se fait dans la cellule de McMaster. L'importance d'homogénéiser est due à la volonté de quantifier les éléments.



La quantification se fait ainsi :

- Les nombres d'éléments observés sous les grilles dans les chambres 1 et 2 seront notés  $n_1$  et  $n_2$ . Leur moyenne  $\frac{n_1+n_2}{2}$  sera notée  $\mu$ . Le nombre d'éléments par gramme de fèces sera noté  $N$ .
- La cellule de McMaster contient un volume de solution homogène de 0,15 mL sous chaque grille. Si l'on a retrouvé en moyenne  $\mu$  éléments dans 0,15 mL, on aura pour 75 mL un nombre  $X = \frac{\mu \cdot 75}{0,15}$  d'éléments parasites, correspondant à 5 g de fèces. Ainsi  $N = \frac{X}{5}$ .
- Donc  $N = \frac{\mu \cdot 75}{0,15 \cdot 5} = \mu \cdot 100$ .

Pendant, il est important de noter la limite de sensibilité de cette méthode. Une lecture sur la lame complète de  $n$  éléments donne un nombre d'OPG =  $n \times 15$ . Etant donné que  $n$  est un entier naturel, le seuil minimal de détection est à  $n_{\text{minimal}} = 1$ , donnant ainsi un  $\text{OPG}_{\text{minimal}} = 15$ .

### C. Méthode de concentration par sédimentation simple

La sédimentation est une méthode permettant la détection d'œufs lourds. Comme nous l'avons dit, cette méthode est adaptée à la détection d'œufs de trématodes, d'acanthocéphales et de certains nématodes. Cette méthode est aussi utile pour les éléments fragiles qui seraient rapidement dénaturés par les solutions denses utilisées en flottation.

Le protocole est le suivant :

- Homogénéiser le prélèvement.
- Déliter 1 volume de fèces dans 10 à 15 volumes d'eau dans un verre à pied.
- Tamiser le mélange avec une passoire à thé.
- Laisser le filtrat reposer 6 heures au minimum ou centrifuger pendant 5 minutes à 500 g.
- Observer au microscope quelques gouttes de culot entre lame et lamelle.

Pendant, cette méthode est problématique pour les selles grasses, notamment celles des carnivores. En effet, la présence de corps gras entraîne une mise en phase de certains éléments qui ne sédimentent donc pas correctement. Une méthode de concentration diphasique est donc préférée.

On peut, par exemple, utiliser la technique de Telemann-Rivas afin de concentrer les œufs et kystes dans les échantillons à forte teneur en lipides. Le protocole est le suivant :

- Homogénéiser le prélèvement.
- Déliter 1 g de fèces dans 10 ml de formol à 10 %.
- Tamiser le mélange avec une passoire à thé avec 2 épaisseurs de gaze.
- Mélanger 7 ml du filtrat à 3 ml d'éther ou d'acétate d'éthyle (dissolution des lipides).
- Agiter énergiquement.
- Centrifuger pendant 5 min à 500 g.

- Observer au microscope quelques gouttes de culot.

Grâce à cette technique, les éléments peuvent être concentrés dans le culot lors de la centrifugation sans être piégés dans une phase lipidique.

#### **D. Méthode de Baermann**

La méthode de Baermann est une méthode de concentration biologique faisant intervenir l'hygrotopisme et le géotropisme des larves de nématodes.

Le protocole est le suivant :

- Mettre de l'eau tiède (à environ 25°C) dans un entonnoir en verre dont l'extrémité est reliée à un tube en caoutchouc fermé par un robinet ou une pince. Un support (tamis ou passoire) est positionné dans l'entonnoir.
- Au moins 5 g de fèces sont enveloppés dans une double couche de compresses ou de gaze et déposés dans l'eau du support.
- Après avoir attendu 24 h, la pince est retirée (ou le robinet ouvert) et les dix premiers mL de liquide sont recueillis dans un tube à centrifuger.
- Après une centrifugation à 170 g pendant au moins 3 min, le surnageant est éliminé et le culot examiné.

Lors du temps de pose (24h), les larves migrent vers l'eau tiède, vers le sol dans le tube en caoutchouc. Elles sont récupérées dans un petit volume et examiner sous la loupe binoculaire.

Cependant, la faible mobilité de certaines larves peut être problématique. Les larves de *Filaroides* spp. et de *Oslerus* spp. sont assez léthargiques et ne migrent pas correctement. Ceci pose une limite à leur diagnostic (Traversa *et al.*, 2010). Chez les autres espèces, la mobilité des larves décroît après émission des selles et des larves de l'environnement peuvent venir contaminer le prélèvement. Il est donc fondamental d'utiliser des selles fraîches et collectées directement dans le rectum de l'animal. Bien que l'inclinaison de la paroi de l'entonnoir peut également être un obstacle selon certains auteurs (Beugnet *et al.*, 2018), le matériel utilisé peut être assez basique. Un verre à pied et un chinois peuvent être suffisants (communication personnelle).

Pour être identifiées, les larves doivent souvent être tuées en position étendue. Pour ce faire, la goutte d'eau déposée sur la lame peut être réchauffée avant d'appliquer la lamelle, mais la meilleure option est le dépôt d'une goutte de solution de Lugol sur le bord de la lamelle. La solution de Lugol, solution d'iodure de potassium iodée ou encore eau iodée, est une solution composée de diiode (I<sub>2</sub>) et d'iodure de potassium (KI) dans de l'eau. Elle doit son nom au médecin français Jean Lugol. Elle détend et colore les larves. Cependant, la phase d'identification est complexe, chronophage, et demande des compétences avancées en parasitologie. Cette phase n'est pas réalisée en routine en parc zoologique.

La technique de Baermann reste la technique de référence pour le diagnostic des infestations par des nématodes pulmonaires, par des angillules comme les espèces du genre *Strongyloides*, et par *Angiostrongylus vasorum* qui atteint l'appareil cardio-respiratoire.

## E. Les colorations

De nombreuses colorations sont utilisées en coproscopie. Certaines sont inertes, d'autres fixent les éléments parasitaires, et d'autres dissolvent les débris ou les parois permettant une observation indirecte.

Les colorations principales que nous avons recensées sont la coloration au Lugol, la coloration au Mercuriothiolate Iode Formol (MIF), la coloration de Ziehl-Neelsen modifiée et la coloration de Weber modifiée. Si les deux premières sont des colorations simples de mises en place, les deux autres suivent des protocoles complexes et peu applicables en routine. La coloration de Ziehl-Neelsen modifiée est plus simple que la version originale, mais réduit son efficacité. Nous avons résumé les caractéristiques nous intéressant dans le tableau numéro 3.

**Tableau 3 : Colorations utiles en coproscopie**

Colorant	Caractéristiques	Avantages	Inconvénients	Éléments parasitaires mis en évidence
<b>Lugol</b>	Augmentation du contraste général  Vacuoles des kystes d'amibes et flagellés ( <i>Giardia</i> spp.) brun-acajou	Très pratique, augmente le confort de lecture	Aucun	Tous (augmentation du contraste général), notamment kystes d'amibes et flagellés ( <i>Giardia</i> spp.)
<b>Mercuriothiolate Iode Formol (MIF)</b>	Fond rouge  Trophozoïtes jaunes ou brun clair  Kystes incolores	Permet de fixer le prélèvement.  Mise en évidence de structures difficilement distinguables	Habituation nécessaire pour le lecteur  Produit polluant et onéreux	Œufs, larves, kystes d'amibes, ciliés, flagellés, et certains apicomplexes (moins efficace que ZN)
<b>Ziehl-Neelsen (ZN) modifiée</b>	Éléments colorés en rose sur fond vert	Mise en évidence de structures difficilement ou non distinguables	Protocole complexe et chronophage	Oocystes d'apicomplexes à paroi acido-alcoolo-résistante, notamment de <i>Cryptosporidium</i>
<b>Weber modifiée</b>	Coloration rose bipolaire sur fond bleu	Mise en évidence de structures difficilement distinguables	Protocole complexe et chronophage	Spores de microsporidies

## 2. Méthodes et taxons

Les études présentées dans les chapitres précédents nous permettent d'attribuer à nos différents groupes de mammifères des techniques adaptées aux parasites rencontrés chez les mammifères des parcs zoologiques.

Cependant, nous avons rencontré plusieurs difficultés. Tout d'abord, la grande diversité de nématodes et des caractéristiques de leurs œufs rend difficile la généralisation des techniques. Nous n'entrerons donc pas dans le détail des solutions de flottaison à préférer.

Ensuite, certains parasites ne sont rapportés que par des case-reports, et leur prévalence ou pathogénie reste discutée voir inconnue. Nous proposerons donc des méthodes pour l'ensemble des parasites identifiés chez ces espèces.

Enfin, les techniques sont proposées pour un groupe de mammifère et non pour chaque espèce. Cette généralisation fait partie de notre volonté de praticité, et du risque pris si l'on propose des méthodes trop spécifiques, alors que de nombreuses espèces commencent tout juste à être étudiées.

**Tableau 4 : Méthodes de coproscopie proposées pour les différents taxons de mammifères étudiés**

Groupes de mammifères		Méthodes de concentration	Colorations
<b>Mammifères marins</b>	<b>Cétacés</b>	Sédimentation, flottation	Non nécessaire
	<b>Pinnipèdes</b>	Sédimentation, flottation	Non nécessaire
	<b>Siréniens</b>	Sédimentation, flottation	MIF
	<b>Ours polaires</b>	Sédimentation, flottation	Non nécessaire
	<b>Loutres de mer</b>	Sédimentation, flottation	Non nécessaire
<b>Carnivores terrestres</b>	<b>Canidés</b>	Sédimentation, flottation, Baermann	MIF, ZN, WM
	<b>Félidés</b>	Sédimentation, flottation, Baermann	MIF
	<b>Mustélidés</b>	Sédimentation, flottation	MIF
	<b>Procyonidés, viverridés et ailuridés</b>	Sédimentation, flottation, Baermann Baermann en routine pour ailuridés	MIF, WM
	<b>Ursidés</b>	Sédimentation, flottation	Non nécessaire

	<b>Hyénidés et apparentés</b>	Sédimentation, flottation, Baermann	Non nécessaire
<b>Ruminants</b>	<b>Tragulidés, moschidés et cervidés</b>	Sédimentation, flottation, Baermann	MIF
	<b>Bovidae et Antilocapridae</b>	Sédimentation, flottation, Baermann	MIF
	<b>Giraffidae</b>	Flottation	Non nécessaire
<b>Herbivores monogastriques</b>	<b>Camélidés</b>	Flottation	MIF, ZN
	<b>Hippopotamidés</b>	Flottation	MIF
	<b>Rhinocéridés</b>	Sédimentation, flottation	Non nécessaire
	<b>Proboscidés</b>	Sédimentation, flottation	Non nécessaire
	<b>Hyrocoidés</b>	Flottation	Non nécessaire
	<b>Equidés</b>	Flottation, Baermann*	MIF
	<b>Tapiridés</b>	Sédimentation	MIF, ZN
<b>Lagomorphes et rongeurs</b>	<b>Lagomorphes</b>	Flottation	MIF, ZN, WM
	<b>Rongeurs</b>	Sédimentation, flottation, Baermann*	MIF, ZN
<b>Suines</b>		Sédimentation, flottation, Baermann	Non nécessaire
<b>Primates non humains</b>	<b>Prosimiens</b>	Sédimentation, flottation	MIF, ZN
	<b>OWM et NWM</b>	Sédimentation, flottation Baermann*	MIF
	<b>Grands singes</b>	Sédimentation, flottation, Baermann*	MIF
<b>Pholidotes et autres mammifères insectivores</b>		Sédimentation, flottation, Baermann*	MIF, ZN
<b>Xénarthres</b>		Sédimentation, flottation	MIF
<b>Chiroptères</b>		Sédimentation, flottation, Baermann	MIF, WM
<b>Monotrèmes</b>		Sédimentation, flottation	Non nécessaire
<b>Marsupiaux</b>		Sédimentation, flottation, Baermann,	MIF

\*la technique de Baermann ne doit pas être seulement utilisée en cas de suspicion d'atteinte respiratoire, présence de *Strongyloides* spp. possible (cf. Partie 1.4.B.a.).

Nous pouvons constater que les techniques de choix ne sont pas les mêmes pour toutes les espèces. Il est donc important d'utiliser au sein d'un parc zoologique plusieurs protocoles, et en choisir un adapté à l'espèce examinée permet un gain de temps, en évitant de multiplier les examens.

Notre hypothèse de départ, basée sur des expériences de stages étudiants, est que les parcs zoologiques n'utilisent qu'une part des méthodes disponibles et ne varient que peu souvent leurs protocoles. Ceci ne s'accorderait donc pas avec nos résultats. Pour valider cette hypothèse, nous avons questionné les parcs zoologiques à propos de leurs pratiques en coproscopie.

# Troisième partie : réalisation de l'examen coproscopique dans les parcs zoologiques en France

---

Dans cette partie, nous souhaitons évaluer la réalisation de l'examen coproscopique (but, fréquence, etc) dans les parcs zoologiques français. Nous avons donc réalisé un questionnaire (annexe 1) que nous avons transmis à huit parcs.

## 1. Les méthodes utilisées en parc zoologique : élaboration d'un questionnaire à destination des parcs zoologiques français

Le questionnaire comportait quatre sections et 22 questions. La première section concernait la place de l'examen coproscopique dans la pratique vétérinaire du parc. La seconde section comportait une seule question à savoir si l'institution n'utilisait en routine qu'une seule ou plusieurs méthodes. Selon la réponse le participant était envoyé à une des deux versions de la section 3, permettant de détailler le ou les protocoles utilisés. La quatrième section concernait l'interprétation des résultats de l'examen coproscopique.

Nous souhaitions tout d'abord savoir quelle est la place de l'examen coproscopique dans les institutions interrogées. Nous avons donc demandé s'il est réalisé dans un but prophylactique ou clinique, et quels symptômes conduisent à le réaliser.

Il nous fallait ensuite savoir si la conduite de cet examen est identique pour tous les animaux présentés dans le parc ou si elle est adaptée aux espèces examinées. Nous avons demandé si, en cas de visée prophylactique, la fréquence est la même pour toutes les espèces du parc. Nous avons également demandé si la méthode utilisée est la même ou non.

En fonction de cette réponse, les personnes interrogées étaient conduites dans deux sections différentes. Chaque section leur permettait de détailler la ou les méthodes utilisées. Dans le cas où plusieurs méthodes sont utilisées, il était demandé de renseigner quelles espèces du parc sont concernées pour chaque méthode, à savoir observation directe, flottation, sédimentation ou technique de Baermann. Une partie permettait de renseigner une méthode « autre », ne correspondant pas aux précédentes.

Enfin, nous souhaitions savoir comment les résultats sont interprétés. Le questionnaire se poursuivait donc par des questions sur le type d'évaluation de la charge parasitaire : qualitative ou quantitative. Dans le cas d'un comptage, si celui-ci est réalisé par ordre de grandeur ou par calcul du nombre d'œufs par gramme de fécès, avec le détail du calcul à renseigner. La dernière question concernait les éléments conduisant à la médicalisation des animaux examinés.

Dans chaque section, une question ouverte permettait de préciser des résultats, ou de répondre par une option non proposée dans notre questionnaire.

## 2. Résultats

Nous avons reçu les réponses de 6 parcs zoologiques : le Zooparc de Beauval (41), le Parc animalier de Ste Croix (57), le Zoo de La Boissière du Doré (44), la Ménagerie du Jardin des Plantes (75), le Bioparc de Doué-la-Fontaine (49), ainsi que le Parc zoologique et botanique de Mulhouse (68). Les réponses sont anonymisées pour des raisons de confidentialité.

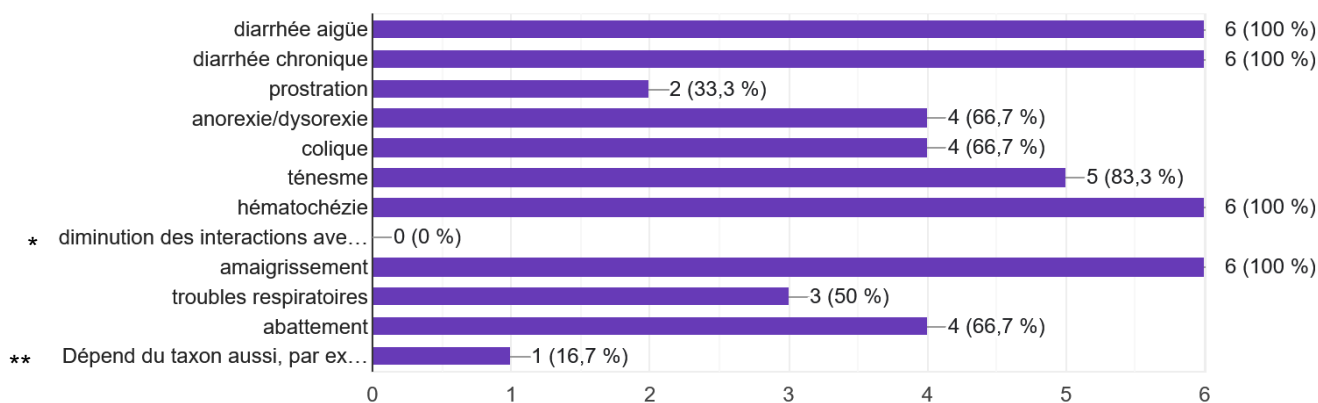
### A. Place de l'examen coproscopique

Pour l'ensemble des parcs ayant répondu (6/6), l'examen est réalisé à la fois de manière prophylactique sur la base d'un calendrier et à la fois en cas de suspicion clinique. Les signes digestifs sont prédominants, suivis par les signes respiratoires et le comportement de l'individu.

Plusieurs symptômes conduisent à cet examen (figure 15) : les diarrhées aiguës ou chroniques, l'hématochézie, ainsi que l'amaigrissement sont des raisons de réaliser une coproscopie pour l'ensemble des institutions (6/6). Les troubles respiratoires ne conduisent à l'examen coproscopique que pour la moitié des cliniciens ayant répondu. Un des participants a expliqué ne pas prendre en compte les symptômes de la même manière chez toutes les espèces du parc : « [Cela] dépend du taxon aussi, par exemple je rechercherais sur une dysorexie ou un abattement de primate mais pas sur une dysorexie ou abattement de félin je pense. Et [mon examen coproscopique] ne sera pas mon premier examen selon le signe clinique (tous les signes hors diarrhée et amaigrissement [conduiront à une coproscopie dans un second temps] si rien [n'est objectivé] à l'examen clinique et bilan sanguin par exemple). »

On peut noter l'absence (0/6 participants) ou la faible (2/6 participants) motivation lors de symptôme tels que la diminution des interactions avec les congénères ou la prostration d'un individu.

**Figure 15 : Nombre de participants réalisant un examen coproscopique en fonction des différents symptômes.**



\* diminution des interactions avec les congénères (s'il y a)  
\*\* réponse détaillée dans le paragraphe ci-dessus



## B. Adaptation aux espèces examinées

Sur l'ensemble des participants, un seul a déclaré réaliser les coproscopies prophylactiques à la même fréquence pour toutes les espèces du parc.

Seulement 3 des 6 institutions ayant répondu utilisent des techniques différentes en fonction des animaux examinés, les autres utilisent la ou les mêmes techniques en clinique pour toutes les espèces du parc.

## C. Méthodes utilisées et protocoles

Les méthodes utilisées sont récapitulées dans le tableau numéro 5. Une utilisation notée comme systématique signifie que la méthode est utilisée à chaque examen coproscopique quelle que soit l'espèce examinée.

**Tableau 5 : Méthodes de coproscopies utilisées dans les différentes institutions participantes avec leurs fréquences et motifs d'utilisation**

Institution	Examen direct	Flottation	Sédimentation	Baermann
1	Systématique	Systématique	Systématique	Systématique
2	Systématique	Systématique	Non réalisée	Rarement (herbivores, pandas roux et carnivores avec signes cliniques) et généralement demandée à un laboratoire externe
3	Systématique primates, seconde intention autres taxons	Systématique	Non réalisée	Non réalisée
4	Reptiles et primates sur suspicion clinique	Systématique	Primates, chéloniens et herbivores sur suspicion clinique	Herbivores sur suspicion clinique
5	Rarement, oiseaux et primates	Systématique	Non réalisée	Rarement, sur pandas roux (sinon demandée à un laboratoire externe)
6	Oiseaux et reptiles.	Systématique	Non réalisée	Rarement, sur suspicion clinique (généralement demandée à un laboratoire externe)

### **a. Examen direct**

L'examen direct est réalisé dans l'ensemble des parcs interrogés. Il est systématique pour trois institutions, dont une ne le systématise que pour les primates et le réalise en seconde intention pour les autres espèces.

Un des participants a signalé l'utilisation d'une coloration de Gram chez certains oiseaux, un autre l'utilisation de MIF ou de Lugol en cas de forte suspicion de parasitose.

### **b. Examen par flottation**

L'ensemble des participants réalise un examen par flottation systématiquement, quelle que soit l'espèce examinée ou la raison de l'examen.

Les protocoles varient modérément d'une institution à l'autre. Le premier point de variation est la solution dense utilisée. Trois solutions sont utilisées :

- sulfate de magnésium, utilisé par la moitié des participants.
- sulfate de zinc, utilisé systématiquement par 2 participants.
- un participant utilise une solution saline saturée en routine pour la prophylaxie, et une solution de sulfate de zinc en cas de suspicion clinique. La solution saline remplace la solution de sulfate de zinc en routine pour des raisons environnementales, mais cette dernière est conservée en cas de suspicion clinique car plus sensible selon le participant.

Un des cliniciens utilisant du sulfate de magnésium explique avoir abandonné le sulfate de zinc car cette solution cristallisait à la densité souhaitée.

L'aspect quantitatif ou qualitatif est assez partagé. Sur les 6 participants, 2 réalisent des coproscopies quantitatives, 2 réalisent un comptage qualifié de semi-quantitatif et exprimé par des ordres de grandeur (0, 1+, 2+, 3+, TooNumerousToCount -TNTC), et deux ne réalisent que des coproscopies qualitatives. Pour le comptage quantitatif, un des deux cliniciens renseigne le réaliser sur les animaux ayant un historique important de parasitisme au sein du parc, des dromadaires ainsi que des oiseaux. Les deux participants réalisant une méthode quantitative le font comme décrit dans le chapitre précédent, avec le même calcul.

Le matériel utilisé est généralement du matériel de kit commercial recyclé type « Ovassay », un participant rapporte l'utilisation de verre à pied pour les selles de grands ruminants, très fibreuses et souvent étudiées en mélange de plusieurs individus, afin d'améliorer le brassage et le filtrage.



**Figure 16 : Deux kits utilisés par des participants**

### ***c. Examen par sédimentation***

Les deux participants ayant répondu réaliser cette méthode n'ont pas fourni le protocole.

### ***d. Examen par la méthode de Baermann***

Les cinq participants ayant répondu réaliser cette méthode n'ont pas fourni le protocole exact ; trois d'entre eux font généralement la demande de l'examen à un laboratoire externe (laboratoire non précisé). Un des participants renseigne l'utilisation d'un entonnoir, de compresses et de verre mesureur comme matériel.

### ***e. Autres méthodes***

Dans les remarques, un participant rapporte envoyer des échantillons pour examen à une clinique vétérinaire lorsque ses coproscopies sont négatives en contexte de forte suspicion clinique. Il renseigne envoyer en clinique également lors de suspicion environnementale comme certains trématodes sur des plaines humides. Dans ces cas là, une coproscopie quantitative peut être réalisée.

Un autre participant explique envoyer la majorité de ses échantillons en laboratoire extérieur. Les coproscopies en clinique sont réalisées sur suspicions cliniques ou lors d'un des deux screenings annuels de la collection.

Enfin, un troisième participant explique envoyer les selles en laboratoire extérieur en cas de recherche de paramphistomes ou afin de réaliser des coproscopies quantitatives. Cette institution souhaiterait développer les coproscopies quantitatives sur le parc.

Dans les trois cas, les méthodes employées par les institutions extérieures ne sont pas renseignées.

## D. Interprétation et médicalisation

La médicalisation des animaux suite à l'interprétation de l'examen coproscopique varie selon les cliniciens. Les réponses fournies sont données dans le tableau numero 6.

**Tableau 6 : Motifs de médicalisation suite à un examen coproscopique renseignés dans les questionnaires**

Institution	Médicalisation
1	Traitement systématique suite à une coproscopie positive pour la plupart des espèces. Coproscopie de contrôle 14 j après. Chez les équidés et bovidés, traitement <u>des oeufs classiques ou coccidies*</u> à partir de 300 OPG, ou en cas de signes cliniques associés.
2	Traitement suite à une coproscopie positive ou une forte suspicion (exemple : troubles respiratoires chez des renards ou pandas roux).
3	Traitement systématique en cas de signes cliniques. Sinon, non systématique, si la charge semble faible ou si le parasite est connu pour être présent sans symptômes (exemple : quelques œufs de strongles chez un ruminant).
4	Traitement systématique pour toutes les espèces si coproscopie positive et signes cliniques.  Pour les <i>Cacatuidae</i> , traitement sur coproscopies quantitatives mensuelles si le résultat est supérieur à 1500 OPG.  Pour les oiseaux et mammifères (surtout les primates et les ruminants), traitement si présence d'oeufs de <i>Capillaria</i> sp. ou <i>Trichuris</i> sp.  Pour tous les mammifères (surtout carnivores et équidés), traitement si oeufs d' <i>Ascaridida</i> .
5	Traitement dépendant de l'espèce examinée : renard polaire, panda roux, grand tétras et élans systématiquement.  Traitement quasi-systématique si découverte de <i>Capillaria</i> sp., surtout en fonction du seuil et de la clinique.
6	Médicalisation systématique pour les espèces :  - régulièrement parasitées (contrôle du taux d'infestation sans réussir à éradiquer les parasites) : guépards, gazelles, markors, atèles.  - présentant ou ayant présenté des signes cliniques associés à du parasitisme : gazelles, markhors, spréos, atèles.  - présentant un polyparasitisme : gazelles.

- en cas de parasite zoonotique (avec rappel des gestes d'hygiène à l'équipe) : guépards, atèles, gibbons (ascarides, oxyures, trichures).

Traitement également si la coproscopie est positive et associée à une atteinte clinique (même en présence d'une pathologie d'une autre origine, en hiérarchisant la prise en charge si les 2 traitements ne peuvent être donnés simultanément).

Des coproscopies de screening annuel revenant faiblement positives sur des animaux sans signes cliniques ne donnent pas forcément lieu à un traitement, mais à une surveillance renforcée (prochaine coproscopie programmée plus rapidement, par exemple, et indication aux soigneurs).

\*réponse du participant, sans précisions supplémentaires

## **E. Bilan du questionnaire**

Les réponses au questionnaire nous ont apporté différentes informations :

- Aucune des institutions interrogées ne réalise l'examen coproscopique de la même manière, mais toutes réalisent systématiquement une technique de flottation.
- Parmi les symptômes motivant en première intention un examen coproscopique chez un animal, les troubles respiratoires n'alertent que la moitié des cliniciens.
- Les solutions utilisées pour la technique de flottation sont majoritairement le sulfate de zinc et le sulfate de magnésium. Le participant utilisant une solution saline saturée utilise également du sulfate de zinc qui lui semble augmenter la sensibilité de l'examen.
- La méthode de flottation est majoritairement réalisée de manière qualitative. Les institutions prenant en compte le nombre d'éléments parasitaires pour le traitement sont celles utilisant cette technique. D'autres institutions se fient plutôt à l'ordre de grandeur (aspect semi-quantitatif).
- La méthode de sédimentation n'est que peu utilisée. Deux institutions la réalisent, une systématiquement et une sur certains taxons lors de signes cliniques associés.
- La technique de Baermann est assez utilisée (5/6), mais pour la moitié des utilisateurs elle est souvent demandée à un laboratoire extérieur. Les espèces ciblées sont généralement les pandas roux et les herbivores.
- L'examen direct ne fait pas l'unanimité malgré sa facilité de réalisation. Lorsqu'il n'est pas systématique, il est réalisé sur les primates, les oiseaux et les reptiles.
- Presque aucune coloration n'est rapportée en examen de mammifères, seule une institution utilise sporadiquement du MIF ou du Lugol lors de forte suspicion de parasitose.
- Seulement deux des six institutions recourent aux quatre méthodes coproscopiques.

# Discussion

---

L'objectif initial de ce travail, c'est-à-dire une synthèse bibliographique des parasites d'intérêt au sein des différents animaux des parcs zoologiques français, et la proposition de méthodes adaptées pour chaque espèce, était bien trop ambitieux. La restriction de cette étude aux mammifères a semblé plus raisonnable, mais est resté un travail fastidieux qui ne peut être exhaustif. En effet, la diversité de ces animaux et l'inégalité des ressources disponibles entre les différentes espèces ont été des freins considérables à la synthèse bibliographique. Bien que de nombreux parasites soient rapportés, les données concernant leur pathogénicité, leur spécificité d'hôte, leur prévalence, ainsi que leur répartition géographique sont inégales, souvent éparées ou absentes. Beaucoup de papiers font état de la présence de parasites dans des populations sauvages et non captives. Or, les parcs zoologiques peuvent être vus comme des écosystèmes à part entière : météoologie spécifique, proximité entre certains enclos donc certaines espèces, végétation ou types d'enclos variés, et présence d'une faune sauvage potentiellement réservoir dépendante de la localisation du parc. Il est donc possible de ne pas retrouver les mêmes parasites. Nous avons ainsi fait abstraction de ce facteur et pris en compte la seule possibilité de retrouver une espèce parasitaire chez une espèce de mammifère. Le facteur environnemental serait cependant extrêmement intéressant à inclure dans une autre étude, d'autant plus que certains praticiens le prennent en compte lorsqu'ils réalisent l'examen coproscopique.

Un second frein dans l'interprétation des données a été la manière dont les parasites étaient mis en évidence dans les publications. Les études peuvent mettre en évidence une partie seulement des parasites présents et en occulter une autre si les méthodes utilisées ne sont pas suffisamment sensibles. L'utilisation seule d'une méthode de flottation peut occulter la présence de trématodes, par exemple. Nous n'avons pour cela pas de manière de compenser cette marge d'erreur, à part en recoupant la bibliographie tant que possible.

Notre classification des mammifères a été globalement satisfaisante. L'absence d'acanthocéphales chez les ours polaires nous a permis de proposer la flottation comme technique de choix, alors que nous avons proposé la sédimentation en premier lieu chez les autres ursidés. Cependant, regrouper procyonidés, ailuridés et viverridés n'a finalement pas été le plus pertinent. La flottation avec coloration est l'examen le plus pertinent pour les procyonidés, alors que la technique de Baermann est à préférer chez les pandas roux. Nous avons donc des conseils différents pour des animaux que nous avons regroupés dans notre étude.

Les six questionnaires retournés ont mis en évidence une disparité dans les pratiques en coproscopie. 50 % des participants ont répondu utiliser les mêmes techniques pour toutes les espèces, mais 2/3 d'entre eux font sporadiquement des demandes en laboratoire extérieur pour des techniques particulières. On peut donc considérer qu'une seule institution ne s'adapte pas aux espèces examinées.

Seulement 1/3 des participants utilise une diversité satisfaisante de méthodes, la sédimentation étant la méthode faisant défaut aux 2/3 restants. S'il est donc probable que ces parcs ne détectent pas correctement certains trématodes et acanthocéphales, la moitié d'entre eux en fait la demande en laboratoire en cas de suspicion. Selon notre étude, il serait intéressant pour les parcs de réaliser cette méthode en routine sur les tapirs, les ours, ainsi que les pinnipèdes, siréniens, cétacés et loutres de mer.

La méthode de Baermann est assez bien utilisée par rapport à sa spécificité. Elle est rapportée comme utilisée en cas de suspicion clinique, et en routine chez les pandas roux. Les trois parcs rapportant les signes respiratoires comme symptômes motivant une coproscopie utilisent cette technique. Elle pourrait être utilisée en routine chez les singes, avec la présence potentielle de *Strongyloides stercoralis*.

Les colorations que nous avons citées ne sont que peu utilisées. Il est donc probable que la sensibilité des examens réalisés dans les parcs participants soit diminuée pour les protozoaires, d'autant plus que le sulfate de zinc souvent rapporté risque de déformer les kystes. L'utilisation de solutions moins denses chez des espèces sensibles à protozoaires, et de colorations simples à mettre en place comme le MIF ou le Lugol, seraient préférables aux protocoles actuellement réalisés.

Le fait que les institutions demandent certains examens coproscopiques à des laboratoires extérieurs démontre de leur vigilance sur la diversité des parasites présents et sur la différence de sensibilité des méthodes.

Les questionnaires ont également mis en avant un facteur non pris en compte dans notre approche de la coproscopie : l'habitude et l'expérience de terrain. Les cliniciens semblent habitués à leur collection et aux parasites y circulant, et certains incluent l'historique des animaux du parc dans les facteurs décisionnels, autant sur l'utilisation de la coproscopie que sur la mise en place de traitement lors d'examen positif. Cette partie de leur travail ne doit pas être négligée, et il aurait été intéressant d'interroger plus pertinemment les cliniciens sur ce point. Leur retour aurait pu permettre d'enrichir nos informations sur les parasites d'intérêt chez les mammifères, ainsi que de saisir un historique des parasitoses au sein de différents parcs zoologiques.

Il faut cependant être vigilant à rester critique sur ses habitudes. Notre travail propose justement une remise en question des habitudes sans vouloir les supprimer. L'important, selon nous, est de conserver les méthodes ayant permis jusqu'ici de diagnostiquer la présence de parasites dans la collection, tout en utilisant de nouvelles méthodes afin de s'assurer de couvrir correctement les espèces parasitaires susceptibles de circuler dans le parc.

# Conclusion

---

Nous avons commencé ce travail par une présentation des familles d'endoparasites d'intérêt en médecine vétérinaire. Nous avons ensuite réalisé une classification des mammifères afin de travailler plus précisément sur leurs parasites. Nous avons, pour chaque groupe, recherché dans la littérature quels parasites peuvent être retrouvés, en mettant en avant ceux dont la pathogénicité est avérée. Par la suite, nous avons présenté les éléments à rechercher dans les selles pour les différentes familles ou espèces parasitaires citées précédemment. Après avoir présenté les méthodes de coproscopie les plus faciles à appliquer dans le contexte de l'examen en parc zoologique, nous avons proposé pour chaque groupe de mammifères étudié quelles étaient les méthodes couvrant les parasites d'intérêt. Enfin, nous avons analysé les questionnaires de six parcs zoologiques et avons pu donner une première vision de la place de l'examen coproscopique et de sa pertinence au sein de ces structures en France. Dans notre discussion, nous avons pu proposer des pistes d'amélioration de ces pratiques, tout en discutant des limites de notre travail.

La littérature concernant la parasitologie des mammifères est inégale, autant sur la quantité d'articles par espèce que sur la précision des informations sur les parasites présents. La prévalence, la pathogénicité ainsi que le cycle de vie des parasites ne sont pas toujours connus. Cependant, assez d'informations sont disponibles pour dire que l'utilisation de différentes méthodes de coproscopie est primordiale en parc zoologique. Un ordre de priorité peut être proposé pour différents groupes de mammifères. Nous avons par exemple proposé d'utiliser en priorité la sédimentation chez les pinnipèdes et la flottation chez les camélidés. Des particularités d'espèces peuvent également être proposées, avec par exemple l'utilisation de la technique de Baermann chez les pandas roux. La séparation des mammifères par milieu de vie en premier temps était un choix pertinent. Le reste de notre classification reste globalement satisfaisant.

Il reste difficile de donner des consignes, il s'agit plus de lignes de conduites permettant d'optimiser le temps disponible pour cet examen. De plus, l'appréciation du clinicien reste primordiale. Si réaliser une technique de Baermann est important chez les pandas roux, il n'en reste pas moins intéressant de réaliser une flottation, d'autant plus si l'animal présente des troubles digestifs.

Notre travail n'a pas été assez approfondi pour détailler le choix des solutions denses en technique de flottation pour les groupes de mammifères. Nous n'avons pas étudié ce point pour des raisons de temps, mais ce travail s'avère probablement nécessaire pour améliorer la fiabilité de nos propositions.

Dans l'ensemble, les parcs zoologiques ayant répondu à notre questionnaire sont vigilants sur l'examen coproscopique. Aucun participant ne recourt à une seule méthode, que ce soit à la clinique ou en envoyant en laboratoire extérieur pour des méthodes spécifiques. Les cliniciens prennent en compte l'historique du parc et des animaux, les conditions environnementales ainsi que les signes cliniques. La coproscopie n'est pas un examen systématisé et négligé, au contraire c'est un examen adapté et régulier. Seule une institution n'adapte pas ses techniques aux espèces examinées, mais celle-ci réalise un panel complet de méthodes.



Les points d'améliorations que l'on peut proposer suite à notre travail sont :

- Une utilisation de la technique de sédimentation plus fréquente.
- L'utilisation de techniques de coloration et de solutions denses différentes pour la recherche de protozoaires.
- L'utilisation de la technique de Baermann en routine chez les singes en cas de troubles respiratoires et/ou digestifs.
- La mise en place plus généralisée d'un examen coproscopique en cas de troubles respiratoires.

# Perspectives

---

L'examen coproscopique en parc zoologique est actuellement, et selon les questionnaires récoltés, un examen fréquent, adapté à la fois aux espèces examinées, à l'historique de la collection, aux conditions environnementales et à l'appréciation du clinicien lors de signes cliniques. Notre étude nous permet de proposer des pistes d'amélioration théoriques. Une confrontation expérimentale entre différentes méthodes sur différents groupes de mammifères permettrait d'appuyer ou de réfuter nos propositions. De plus, enquêter auprès des praticiens permettrait d'accroître les données disponibles sur les parasites présents dans les parcs zoologiques français. Il serait intéressant d'étudier les historiques de parasitoses dans différents parcs zoologiques et de comparer les prévalences aux conditions environnementales.

Ce travail a été limité à l'étude des parasites des mammifères pour des questions de temps. Il serait intéressant de réaliser un travail similaire chez les oiseaux et les reptiles. Une lecture sommaire de leurs parasites dans les premiers temps de notre étude rend compte de la diversité existante, avec par exemple les pentastomidés que nous avons présentés mais n'avons pas rencontrés chez les mammifères. Nous pouvons déjà nous demander comment ces parasites pourraient être mis en évidence, et si cela est réalisable avec les méthodes recensées par les participants de notre étude.

Si certaines institutions choisissent de suivre une ou plusieurs pistes d'améliorations, obtenir un retour dans un futur proche serait très informatif.

Enfin, les participants se sont montrés intéressés par ce travail et ses problématiques. Il est donc très probable qu'un travail collaboratif soit réalisable, englobant plus de participants, de temps et de moyens, afin d'assurer un suivi efficace et rigoureux des parasites dans les parcs zoologiques français.

Ainsi, il serait intéressant pour toute personne souhaitant poursuivre et améliorer ce travail de questionner un plus grand nombre de parcs. Ils pourraient également être interrogés sur les parasites problématiques dans leurs institutions et sur ceux auxquels les cliniciens sont particulièrement vigilants. Les laboratoires extérieurs n'ont pas été pris en compte dans notre étude car nous avons ciblé les pratiques coproscopiques au sein de l'institution, il serait intéressant de questionner les laboratoires partenaires. Enfin, cette étude s'est portée sur les mammifères, et pourrait être élargie à d'autres taxons, avant d'envisager des confrontations expérimentales dans une autre étude.



# Liste des références bibliographiques

---

- BANDO, M., LARKIN, I.V., WRIGHT, S.D., *et al.* (2014) Diagnostic Stages of the Parasites of the Florida Manatee, *Trichechus Manatus Latiostris*. *The Journal of Parasitology* vol. 100, n° 1, p. 133-138.
- BARBOSA, L., JOHNSON, C.K., LAMBOURN, D.M., *et al.* (2015) A novel *Sarcocystis neurona* genotype XIII is associated with severe encephalitis in an unexpectedly broad range of marine mammals from the northeastern Pacific Ocean. *International Journal for Parasitology* vol. 45, n° 9-10, p. 595-603. [<https://doi.org/10.1016/j.ijpara.2015.02.013>]
- BARRETT, J., CARLISLE, M., PROCIV, P. (2002) Neuro-angiostrongylosis in wild Black and Grey-headed flying foxes (*Pteropus* spp). *Australian Veterinary Journal* vol. 80, n° 9, p. 554-558. [<https://doi.org/10.1111/j.1751-0813.2002.tb11039.x>]
- BASSO, W., EDELHOFER, R., ZENKER, W., *et al.* (2005) Toxoplasmosis in Pallas' cats (*Otocolobus manul*) raised in captivity. *Parasitology* vol. 130, n° 3, p. 293-299. [<https://doi.org/10.1017/S0031182004006584>]
- BECK, C., FORRESTER, D.J. (1988) Helminths of the Florida Manatee, *Trichechus manatus latiostris*, with a Discussion and Summary of the Parasites of Sirenians. *The Journal of Parasitology* vol. 74, n° 4, p. 628-637. [<https://doi.org/10.2307/3282182>]
- BECK, W. (2007) Endoparasiten beim Igel. *Wiener Klinische Wochenschrift* vol. 119, n° 19-20 Suppl 3, p. 40-44. [<https://doi.org/10.1007/s00508-007-0860-x>]
- BERTELSEN, M.F., MEYLAND-SMITH, F., WILLESEN, J.L., *et al.* (2010) Diversity and prevalence of metastrongyloid nematodes infecting the red panda (*Ailurus fulgens*) in European zoos. *Veterinary Parasitology* vol. 172, n° 3-4, p. 299-304. [<https://doi.org/10.1016/j.vetpar.2010.04.043>]
- BEUGNET, F., HALOS, L., GUILLOT, J. (2018) Textbook of clinical parasitology in dogs and cats. Servet editorial - Grupo Asís Biomedica, S.L..
- BIMI, L., TETTEH, A.K., ODURO, D., *et al.* (2023) Gastrointestinal Parasites of the Ethiopian Rock Hyrax (*Procavia capensis*, Pallas, 1766) in the North East Region of Ghana. *International Journal of Zoology* vol. 2023, p. 1-8. [<https://doi.org/10.1155/2023/6008732>]
- BISHOP, L. (1979) Parasite-Related Lesions In A Bearded Seal, *Erignathus barbatus*. *Journal of Wildlife Diseases* vol. 15, n° 2, p. 285-293. [<https://doi.org/10.7589/0090-3558-15.2.285>]
- BLUME, G.R., REIS JUNIOR, J.L., GARDINER, C.H., *et al.* (2014) *Spirocerca lupi* granulomatous pneumonia in two free-ranging maned wolves (*Chrysocyon brachyurus*) from central Brazil. *Journal of Veterinary Diagnostic Investigation* vol. 26, n° 6, p. 815-817. [<https://doi.org/10.1177/1040638714554442>]
- BOURÉE, P., DAHANE, N., RESENDE, P., *et al.* (2012) Les cestodes et leur diagnostic au laboratoire. *Revue Francophone des Laboratoires*, Coprologie parasitaire vol. 2012, n° 440, p. 67-73. [[https://doi.org/10.1016/S1773-035X\(12\)71366-7](https://doi.org/10.1016/S1773-035X(12)71366-7)]
- CARNEY, W.P., SCHILLING, P.W., MCKEE, A.E., *et al.* (1970) *Eurytrema procyonis*, a Pancreatic Fluke of North American Carnivores. *Journal of Wildlife Diseases* vol. 6, n° 4, p. 422-429. [<https://doi.org/10.7589/0090-3558-6.4.422>]
- CASTRO, G.A. (1996) Helminths: Structure, Classification, Growth, and Development. In Baron, S. (Éd.), *Medical Microbiology*, 4<sup>th</sup> ed. Galveston (TX), University of Texas Medical Branch at Galveston.
- CENTERS FOR DISEASE CONTROL AND PREVENTION (2019) DPDx - Laboratory Identification of Parasites of Public Health Concern - Acanthocephaliasis. In CDC [<https://www.cdc.gov/dpdx/acanthocephaliasis/index.html>] (consulté le 31/12/2023).
- CHILDS-SANFORD, S.E., GARNER, M.M., RAYMOND, J.T., *et al.* (2006) Disseminated Microsporidiosis due to *Encephalitozoon hellem* in an Egyptian Fruit Bat (*Rousettus aegyptiacus*). *Journal of Comparative Pathology* vol. 134, p. 370-3. [<https://doi.org/10.1016/j.jcpa.2006.01.004>]

- CHIORALIA, G., TRAMMER, T., KAMPEN, H., *et al.* (1998) Relevant Criteria for Detecting Microsporidia in Stool Specimens. *Journal of Clinical Microbiology* vol. 36, n° 8, p. 2279-2283.
- COSTA-SILVA, S., SACRISTÁN, C., GONZALES-VIERA, O., *et al.* (2019) *Toxoplasma gondii* in cetaceans of Brazil: a histopathological and immunohistochemical survey. *Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária* vol. 28, n° 3, p. 395-402. [https://doi.org/10.1590/s1984-29612019051]
- CRESPO, A., N., L., CORREIA, J., *et al.* (2013) Pest control in Zoos: parasitic, pathological and Public Health repercussions. *Revista Portuguesa de Ciências Veterinárias* vol. 108, p. 71-72.
- CRUZ, K., COREY, T., VANDENPLAS, M., *et al.* (2021) Case report: Control of intestinal nematodes in captive *Chlorocebus sabaeus*. *The Onderstepoort Journal of Veterinary Research* vol. 88. [https://doi.org/10.4102/ojvr.v88i1.1903]
- DAS, S., RAJKUMARI, N., GUNALAN, A., *et al.* (2022) A Comparative Analysis of Microscopy, Coproantigen Serology, and Nested Multiplex PCR in the Laboratory Diagnosis of *Entamoeba histolytica* Infection. *Journal of Laboratory Physicians* vol. 14, n° 2, p. 125-131. [https://doi.org/10.1055/s-0041-1732488]
- DI CESARE, A., LAIACONA, F., IORIO, R., *et al.* (2016) *Aelurostrongylus abstrusus* in wild felids of South Africa. *Parasitology Research* vol. 115, n° 10, p. 3731-3735. [https://doi.org/10.1007/s00436-016-5134-y]
- DOBOSI, A.-A., BEL, L.-V., PAȘTIU, A.I., *et al.* (2022) A Review of *Encephalitozoon cuniculi* in Domestic Rabbits (*Oryctolagus cuniculus*)—Biology, Clinical Signs, Diagnostic Techniques, Treatment, and Prevention. *Pathogens* vol. 11, n° 12, p. 1486. [https://doi.org/10.3390/pathogens11121486]
- DUBEY, J.P., GARNER, M.M., ROSENTHAL, B.M., *et al.* (2000) Clinical coccidiosis in raccoons (*Procyon lotor*). *The Journal of Parasitology* vol. 86, n° 6, p. 1299-1303. [https://doi.org/10.1645/0022-3395(2000)086[1299:CCIRPL]2.0.CO;2]
- DUBEY, J.P., PAS, A., RAJENDRAN, C., *et al.* (2010) Toxoplasmosis in Sand cats (*Felis margarita*) and other animals in the Breeding Centre for Endangered Arabian Wildlife in the United Arab Emirates and Al Wabra Wildlife Preservation, the State of Qatar. *Veterinary Parasitology* vol. 172, n° 3-4, p. 195-203. [https://doi.org/10.1016/j.vetpar.2010.05.013]
- ELENI, C., DI CESARE, A., CAVICCHIO, P., *et al.* (2016) Fatal *Angiostrongylus dujardini* infection in callitrichid monkeys and suricates in an Italian zoological garden. *Parasitology International* vol. 65, n° 4, p. 333-335. [https://doi.org/10.1016/j.parint.2016.04.005]
- ENCYCLOPÆDIA UNIVERSALIS FRANCE (2024) Trématodes: Le cycle évolutif. In *Encyclopædia Universalis*. [https://www.universalis.fr/encyclopedie/trematodes/2-le-cycle-evolutif/] (consulté le 31/12/2023).
- ENGH, A.L., NELSON, K.G., PEEBLES, R., *et al.* (2003) Coprologic survey of parasites of spotted hyenas (*Crocuta crocuta*) in the Masai Mara National Reserve, Kenya. *Journal of Wildlife Diseases* vol. 39, n° 1, p. 224-227. [https://doi.org/10.7589/0090-3558-39.1.224]
- FAGIOLINI, M., LIA, R.P., LARICCHIUTA, P., *et al.* (2010) Gastrointestinal Parasites in Mammals of Two Italian Zoological Gardens. *Journal of Zoo and Wildlife Medicine* vol. 41, n° 4, p. 662-670.
- FORBES, L.B. (2000) The occurrence and ecology of *Trichinella* in marine mammals. *Veterinary Parasitology* vol. 93, n° 3-4, p. 321-334. [https://doi.org/10.1016/s0304-4017(00)00349-6]
- FOWLER, M.E. (2010) *Medicine and surgery of camelids*, 3rd ed. Ames (Iowa), Wiley-Blackwell.
- FRECHETTE, J.L., RAU, M.E. (1977) Helminths of the black bear in Quebec. *Journal of Wildlife Diseases* vol. 13, n° 4, p. 432-434. [https://doi.org/10.7589/0090-3558-13.4.432]
- GERING, E., LAUBACH, Z.M., WEBER, P.S.D., *et al.* (2021) *Toxoplasma gondii* infections are associated with costly boldness toward felids in a wild host. *Nature Communications* vol. 12, n° 1, p. 3842. [https://doi.org/10.1038/s41467-021-24092-x]
- GUIGUEN, C., AUTIER, B., GANGNEUX, J.-P., *et al.* (2021) Coprologie parasitaire : conduite de l'examen et pièges diagnostiques. *Revue Francophone des Laboratoires* vol. 2021, n° 529, p. 32-42. [https://doi.org/10.1016/S1773-035X(21)00036-8]

- GULLAND, F.M.D., DIERAUF, L.A., WHITMAN, K.L. (2018) CRC handbook of marine mammal medicine, 3rd ed. Boca Raton, CRC press.
- GUPTA, A., DUNCAN, M., SWEENEY, A.R., *et al.* (2023) The same genotype of *Sarcocystis neurona* responsible for mass mortality in marine mammals induced a clinical outbreak in raccoons (*Procyon lotor*) 10 years later. *International Journal for Parasitology* p. S0020751923001832. [<https://doi.org/10.1016/j.ijpara.2023.08.001>]
- HENDRIX, C.M., ROBINSON, E., LE SUEUR-ALMOSNI, F. (2019) Parasitologie clinique vétérinaire. Paris, Maloine.
- ITO, K., ABE, S., YAMASHITA, R., *et al.* (2020) Prevalence of serum antibodies to *Toxoplasma gondii* in the small Indian mongoose (*Herpestes auropunctatus*) on Amami-Oshima Island, Japan. *The Journal of Veterinary Medical Science* vol. 82, n° 2, p. 229-231. [<https://doi.org/10.1292/jvms.19-0536>]
- JUAN-SALLÉS, C., PRATS, N., LÓPEZ, S., *et al.* (1997) Epizootic Disseminated Toxoplasmosis in Captive Slender-tailed Meerkats (*Suricata suricatta*). *Veterinary Pathology* vol. 34, n° 1, p. 1-7. [<https://doi.org/10.1177/030098589703400101>]
- KNAPP, S.E., KRECEK, R.C., HORAK, I.G., *et al.* (1997) Helminths And Arthropods Of Black And White Rhinoceroses In Southern Africa. *Journal of Wildlife Diseases* vol. 33, n° 3, p. 492-502. [<https://doi.org/10.7589/0090-3558-33.3.492>]
- KOWAL, J., KORNAŚ, S., NOSAL, P., *et al.* (2015) Parasite infections in red deer *Cervus elaphus* from Krakow area, southern Poland. *Annals of Parasitology* vol. 61, n° 1, p. 49-52.
- KREUDER, C., MILLER, M.A., JESSUP, D.A., *et al.* (2003) Patterns of mortality in southern sea otters (*Enhydra lutris nereis*) from 1998-2001. *Journal of Wildlife Diseases* vol. 39, n° 3, p. 495-509. [<https://doi.org/10.7589/0090-3558-39.3.495>]
- KUTTIN, E.S., LOUPAL, G., KÖHLER, H., *et al.* (1982) Über eine Plazentarkokzidiose bei einem Flußpferd (*Hippopotamus amphibius*). *Journal of Veterinary Medicine. Series B* vol. 29, n° 2, p. 153-159.
- LALLO, M.A., CALÁBRIA, P., BONDAN, E.F., *et al.* (2012) Identification of *Encephalitozoon* and *Enterocytozoon* (Microsporidia) Spores in Stool and Urine Samples Obtained from Free-Living South American Coatis (*Nasua nasua*). *Applied and Environmental Microbiology* vol. 78, n° 12, p. 4490-4492. [<https://doi.org/10.1128/AEM.07708-11>]
- LAROUSSE, É. (2024) Définitions: mammifère - Dictionnaire de français Larousse. [[https://www.larousse.fr/dictionnaires/francais/mammif %C3 %A8re/49008](https://www.larousse.fr/dictionnaires/francais/mammif%C3%A8re/49008)] (consulté le 03/05/2023).
- LINDSAY, D.S., DUBEY, J.P. (2014) Chapter 6 - Toxoplasmosis in Wild and Domestic Animals. In Weiss, L.M., Kim, K. (Éd.). *Toxoplasma Gondii. The Model Apicomplexan - Perspectives and Methods. 2nd ed.* Boston, Academic Press, p. 193-215. [<https://doi.org/10.1016/B978-0-12-396481-6.00006-4>]
- LOZANO-ALARCÓN, F., BRADLEY, G.A., HOUSER, B.S., *et al.* (1997) Primary Amebic Meningoencephalitis Due to *Naegleria fowleri* in a South American Tapir. *Veterinary Pathology* vol. 34, n° 3, p. 239-243. [<https://doi.org/10.1177/030098589703400312>]
- LÜCHT, M., STAGEGAARD, J., CONRATHS, F.J., *et al.* (2019) *Toxoplasma gondii* in small exotic felids from zoos in Europe and the Middle East: serological prevalence and risk factors. *Parasites & Vectors* vol. 12, p. 449. [<https://doi.org/10.1186/s13071-019-3706-2>]
- MARTÍNEZ-CARRASCO, C., MORONI, B., GARCÍA-GARRIGÓS, A., *et al.* (2023) Wolf Is Back: A Novel Sensitive Sentinel Rejoins the Trichinella Cycle in the Western Alps. *Veterinary Sciences* vol. 10, n° 3, p. 206. [<https://doi.org/10.3390/vetsci10030206>]
- MATAMOROS, Y., VELÁZQUEZ, J., PASHOV, B. (1991) Parásitos intestinales del tepezcuinte, *Agouti paca* (Rodentia: Dasyproctidae) en Costa Rica. *Revista De Biología Tropical* vol. 39, n° 1, p. 173-176.
- MATI, V.L.T., RASO, P., DE MELO, A.L. (2014) *Strongyloides stercoralis* infection in marmosets: replication of complicated and uncomplicated human disease and parasite biology. *Parasites & Vectors* vol. 7, p. 579. [<https://doi.org/10.1186/s13071-014-0579-2>]
- MCKENNEY, E.A., GREENE, L.K., DREA, C.M., *et al.* (2017) Down for the count: *Cryptosporidium* infection depletes the gut microbiome in Coquerel's sifakas. *Microbial Ecology in Health and Disease* vol. 28, n° 1, p. 1335165. [<https://doi.org/10.1080/16512235.2017.1335165>]

- MEREDITH, A.L., CLEAVELAND, S.C., BROWN, J., *et al.* (2015) Seroprevalence of *Encephalitozoon cuniculi* in Wild Rodents, Foxes and Domestic Cats in Three Sites in the United Kingdom. *Transboundary and Emerging Diseases* vol. 62, n° 2, p. 148-156. [https://doi.org/10.1111/tbed.12091]
- MEYER, L., PREEZ, L., BONNEAU, E., *et al.* (2015) Parasite host-switching from the invasive American red-eared slider, *Trachemys scripta elegans*, to the native Mediterranean pond turtle, *Mauremys leprosa*, in natural environments. *Aquatic Invasions* vol. 10, p. 79-91. [https://doi.org/10.3391/ai.2015.10.1.08]
- MILLER, M.A., DUGNAN, P.J., DODD, E., *et al.* (2020) Emergence of a Zoonotic Pathogen in a Coastal Marine Sentinel: *Capillaria hepatica* (syn. *Calodium hepaticum*)-Associated Hepatitis in Southern Sea Otters (*Enhydra lutris nereis*). *Frontiers in Marine Science* vol. 7, p. 335. [https://doi.org/10.3389/fmars.2020.00335]
- MILLER, M.A., GRIGG, M.E., KREUDER, C., *et al.* (2004) An unusual genotype of *Toxoplasma gondii* is common in California sea otters (*Enhydra lutris nereis*) and is a cause of mortality. *International Journal for Parasitology* vol. 34, n° 3, p. 275-284. [https://doi.org/10.1016/j.ijpara.2003.12.008]
- MILLER, R.E., FOWLER, M.E. (2015) *Fowler's zoo and wild animal medicine*. Vol. 8. St. Louis, Elsevier/Saunders
- MILLER, R.E., LAMBERSKI, N., CALLE, P.P. (Éd.) (2019) *Fowler's zoo and wild animal medicine: current therapy*, Volume 9. St. Louis, Elsevier.
- MINISTÈRE DES PÊCHES ET OCÉANS (2018) Turbellariés des palourdes. In *Fisheries and Oceans Canada*. [https://www.dfo-mpo.gc.ca/science/aah-saa/diseases-maladies/turbelcc-fra.html] (consulté le 25/04/2023).
- NATIONAL OCEANIC AND ATMOSPHERIC ADMINISTRATION (2024). Marine mammals. In NOAA [https://www.noaa.gov/education/resource-collections/marine-life/marine-mammals] (consulté le 28/04/2023).
- NATURE ET ZOO (2024) L'actualité des zoos. In *Nature et Zoo*. [https://natureetzoo.fr/liste-animaux-zoos/] (consulté le 03/05/2023).
- NEIMEISTER, R., LOGAN, A.L., EGLETON, J.H., *et al.* (1990) Evaluation of direct wet mount parasitological examination of preserved fecal specimens. *Journal of Clinical Microbiology* vol. 28, n° 5, p. 1082-1084. [https://doi.org/10.1128/jcm.28.5.1082-1084.1990]
- NOSAL, P., KOWAL, J., KORNAŚ, S., *et al.* (2016) Endoparasites of exotic ungulates from the Giraffidae and Camelidae families kept ex situ. *Annals of Parasitology* n° 62, n°1, p. 67-70. [https://doi.org/10.17420/ap6201.34]
- OOSTHUIZEN, M.C., ALLSOPP, B.A., TROSKIE, M., *et al.* (2009) Identification of novel Babesia and Theileria species in South African giraffe (*Giraffa camelopardalis*, Linnaeus, 1758) and roan antelope (*Hippotragus equinus*, Desmarest 1804). *Veterinary Parasitology* vol. 163, n° 1, p. 39-46. [https://doi.org/10.1016/j.vetpar.2009.03.045]
- OWSIACKI, R., BUHLER, K.J., SHARMA, R., *et al.* (2020) *Trichinella nativa* and *Trichinella T6* in arctic foxes (*Vulpes lagopus*) from northern Canada. *International Journal for Parasitology: Parasites and Wildlife* vol. 13, p. 269-274. [https://doi.org/10.1016/j.ijppaw.2020.11.006]
- PANAYOTOVA-PENCHEVA, M.S. (2013) Parasites in Captive Animals: A Review of Studies in Some European Zoos. *Der Zoologische Garten* vol. 82, n° 1-2, p. 60-71. [https://doi.org/10.1016/j.zoolgart.2013.04.005]
- PENK, S.R., BODNER, K., VARGAS SOTO, J.S., *et al.* (2021) Mechanistic models can reveal infection pathways from prevalence data: the mysterious case of polar bears *Ursus maritimus* and *Trichinella nativa*. *Oikos* vol. 130, n° 2, p. 197-210. [https://doi.org/10.1111/oik.07458]
- PERERA, K.U.E., WICKRAMASINGHE, S., PERERA, B.V.P., *et al.* (2017) Redescription and molecular characterization of *Anoplocephala manubriata*, Railliet *et al.*, 1914 (Cestoda: Anoplocephalidae) from a Sri Lankan wild elephant (*Elephas maximus*). *Parasitology International* vol. 66, n° 3, p. 279-286. [https://doi.org/10.1016/j.parint.2017.02.007]
- PONS-BORDAS, C., HAZENBERG, A., HERNANDEZ-GONZALEZ, A., *et al.* (2020) Recent increase of ulcerative lesions caused by *Anisakis* spp. in cetaceans from the north-east

- Atlantic. *Journal of Helminthology* vol. 94, p. e127. [https://doi.org/10.1017/S0022149X20000115]
- PRUNESCU, C.-C., PRUNESCU, P., PUCEK, Z., *et al.* (2007) The first finding of myxosporean development from plasmodia to spores in terrestrial mammals: *Soricimyxum feigati* gen. et sp. n. (Myxozoa) from *Sorex araneus* (Soricomorpha). *Folia Parasitologica* vol. 54, n° 3, p. 159-164. [https://doi.org/10.14411/fp.2007.022]
- RAGA, J.A., FERNÁNDEZ, M., BALBUENA, J.A., *et al.* (2009) Parasites. In Perrin., Wursig., Thewissen. (Éd.), *Encyclopedia of Marine Mammals*, 2<sup>nd</sup> ed. Amsterdam, Elsevier, p. 821-830. [https://doi.org/10.1016/B978-0-12-373553-9.00193-0]
- REISFELD, L., SACRISTÁN, C., FERREIRA MACHADO, E., *et al.* (2019) Toxoplasmosis and *Sarcocystis* spp. infection in wild pinnipeds of the Brazilian coast. *Diseases of Aquatic Organisms* vol. 136, n° 3, p. 235-241. [https://doi.org/10.3354/dao03410]
- RINAS, M.A., NESNEK, R., KINSELLA, J.M., *et al.* (2009) Fatal aortic aneurysm and rupture in a neotropical bush dog (*Speothos venaticus*) caused by *Spirocerca lupi*. *Veterinary Parasitology* vol. 164, n° 2-4, p. 347-349. [https://doi.org/10.1016/j.vetpar.2009.05.006]
- RÍOS, T.A., EZQUIAGA, M.C., ABBA, A.M., *et al.* (2016) Intestinal parasites of *Tolypeutes matacus*, the most frequently consumed armadillo in the Chaco region. *International Journal for Parasitology: Parasites and Wildlife* vol. 5, n° 3, p. 254-257. [https://doi.org/10.1016/j.ijppaw.2016.08.001]
- SCHAUL, J.C. (2006) *Baylisascaris transfuga* in captive and free-ranging populations of bears (Family: Ursidae). *Doctoral dissertation*, The Ohio State University [http://www.carnivoreconservation.org/files/thesis/schaul\\_2006\\_phd.pdf](http://www.carnivoreconservation.org/files/thesis/schaul_2006_phd.pdf)
- SEDLAK, K., BĀRTOVÁ, E. (2006) Seroprevalences of antibodies to *Neospora caninum* and *Toxoplasma gondii* in zoo animals. *Veterinary Parasitology* vol. 136, p. 223-31. [https://doi.org/10.1016/j.vetpar.2005.11.021]
- SHEIKH, M.M., TAK, H., FAZILI, M., *et al.* (2018) *Baylisascaris transfuga*: a parasite with zoonotic potential. *International Journal of Advanced Scientific Research and Management* vol. 3, p. 174-180.
- SHUSTERMAN, L., MARSH, A.E., JOYNER, P.H., *et al.* (2021) Detection of *Trichuris* eggs in feces and soil from giraffe (*Giraffa camelopardalis*) and other hoofstock enclosures under human care in the USA. *International Journal for Parasitology: Parasites and Wildlife* vol. 15, p. 208-213. [https://doi.org/10.1016/j.ijppaw.2021.05.007]
- SIBAJA-MORALES, K.D., DE OLIVEIRA, J.B., JIMÉNEZ ROCHA, A.E., *et al.* (2009) Gastrointestinal parasites and ectoparasites of *Bradypus variegatus* and *Choloepus hoffmanni* sloths in captivity from Costa Rica. *Journal of Zoo and Wildlife Medicine* vol. 40, n° 1, p. 86-90. [https://doi.org/10.1638/2008-0036.1]
- SMEJKALOVÁ, P., PETRZELKOVA, K., JIRKŮ POMAJBÍKOVÁ, K., *et al.* (2011) Extensive diversity of intestinal trichomonads of non-human primates. *Parasitology* vol. 139, p. 92-102. [https://doi.org/10.1017/S0031182011001624]
- STARKEY, L.A., PANCIERA, R.J., PARAS, K., *et al.* (2013) Genetic Diversity of *Hepatozoon* spp. in Coyotes from the South-Central United States. *Journal of Parasitology* vol. 99, n° 2, p. 375-378. [https://doi.org/10.1645/GE-3104.1]
- STROUD, R.K. (1978) Parasites and associated pathology observed in pinnipeds stranded along the Oregon coast. *Journal of Wildlife Diseases* vol. 14, n° 3, p. 292-298. [https://doi.org/10.7589/0090-3558-14.3.292]
- THOMAS, N.J., COLE, R.A. (1996) The risk of disease and threats to the wild population. Special Issue: Conservation and Management of the Southern Sea Otter. *Endangered Species UPDATE* vol. 13, n° 12, p. 23-27.
- TOMCZUK, K., KOSTRO, K., SZCZEPANIAK, K.O., *et al.* (2014) Comparison of the sensitivity of coprological methods in detecting *Anoplocephala perfoliata* invasions. *Parasitology Research* vol. 113, n° 6, p. 2401-2406. [https://doi.org/10.1007/s00436-014-3919-4]
- TRAVERSA, D., DI CESARE, A., CONBOY, G. (2010) Canine and feline cardiopulmonary parasitic nematodes in Europe: emerging and underestimated. *Parasites & Vectors* vol. 3, p. 62. [https://doi.org/10.1186/1756-3305-3-62]



- VAN HEERDEN, J., BAINBRIDGE, N., BURROUGHS, R.E.J., *et al.* (1989) Distemper-Like Disease And *Encephalitozoonosis* In Wild Dogs (*Lycaon Pictus*). *Journal of Wildlife Diseases* vol. 25, n° 1, p. 70-75. [<https://doi.org/10.7589/0090-3558-25.1.70>]
- VERWEIJ, J.J., VERMEER, J., BRIENEN, E.A.T., *et al.* (2003) *Entamoeba histolytica* infections in captive primates. *Parasitology Research* vol. 90, n° 2, p. 100-103. [<https://doi.org/10.1007/s00436-002-0808-z>]
- VONFELD, I., PRENANT, T., POLACK, B., *et al.* (2022) Gastrointestinal parasites in non-human primates in zoological institutions in France. *Parasite* vol. 29, p. 43. [<https://doi.org/10.1051/parasite/2022040>]
- WADE, S.E., ANDERSON, W.I., KIDDER, J.D. (1989) *Eurytrema procyonis* in a Raccoon (*Procyon lotor*) from New York State—A First Report. *Journal of Wildlife Diseases* vol. 25, n° 2, p. 270-272. [<https://doi.org/10.7589/0090-3558-25.2.270>]
- WALLACH, J.D. (1972) The Management and Medical Care of Pinnipeds. *The Journal of Zoo Animal Medicine* vol. 3, n° 4, p. 45-72. [<https://doi.org/10.2307/20094164>]
- WEINSTEIN, S.B., LAKE, C.M., CHASTAIN, H.M., *et al.* (2017) Seroprevalence of *Baylisascaris procyonis* Infection among Humans, Santa Barbara County, California, USA, 2014–2016. *Emerging Infectious Diseases* vol. 23, n° 8, p. 1397-1399. [<https://doi.org/10.3201/eid2308.170222>]
- WICKER, L.V., CANFIELD, P.J., HIGGINS, D.P. (2017) Potential Pathogens Reported in Species of the Family Viverridae and Their Implications for Human and Animal Health. *Zoonoses and Public Health* vol. 64, n° 2, p. 75. [<https://doi.org/10.1111/zph.12290>]
- YAMINI, B., VEEN, T.W.S.V. (1988) Schistosomiasis and Nutritional Myopathy in a Brazilian Tapir (*Tapirus terrestris*). *Journal of Wildlife Diseases* vol. 24, n° 4, p. 703-707. [<https://doi.org/10.7589/0090-3558-24.4.703>]

# Annexe 1 : questionnaire transmis aux parcs zoologiques participants

---

## Questionnaire sur l'examen coproscopique

Bonjour, et tout d'abord merci pour votre intérêt. Ce questionnaire a pour but de recenser les protocoles utilisés pour l'examen coproscopique dans plusieurs parcs zoologiques en France.

Les données seront utilisées pour une étude expérimentale dans le cadre d'une thèse vétérinaire (EnvA) qui mettra en comparaison les différentes protocoles afin de discuter de leurs pertinences et efficacités respectives. L'objectif final est de pouvoir proposer, pour différents taxons, des méthodes de coproscopie sensibles et spécifiques pour les parasites responsables d'atteintes cliniques.

Les résultats vous seront bien évidemment communiqués !  
Si vous avez la moindre question ou rencontrez le moindre problème, n'hésitez pas à me contacter à [antoine.dedeyan@vet-alfort.fr](mailto:antoine.dedeyan@vet-alfort.fr) !  
Bon questionnaire :)

---

\* Indique une question obligatoire

1. Adresse e-mail \*

---

2. Votre nom et celui du parc dans lequel vous travaillez. \*

---

3. M'autorisez-vous à vous contacter si nécessaire pour préciser vos réponses ? \*

*Une seule réponse possible.*

- Oui  
 Non

Place de l'examen coprologique dans votre parc

4. Vous réalisez des examens coprologiques...

*Une seule réponse possible.*

- en suivant un calendrier (exemple : 3 fois par an,...)
- sur suspicion de parasitose clinique seulement
- Autre : \_\_\_\_\_

5. Si vous suivez un calendrier,

*Une seule réponse possible.*

- la fréquence de contrôle est la même pour toutes les espèces du parc
- la fréquence de contrôle est différente selon les espèces examinées
- Autre : \_\_\_\_\_

6. Les symptômes qui vous conduisent à réaliser un examen coprologique sur un animal sont :

*Plusieurs réponses possibles.*

- diarrhée aigüe
- diarrhée chronique
- prostration
- anorexie/dysorexie
- colique
- ténesme
- hématochézie
- diminution des interactions avec les congénères (si il y a)
- amaigrissement
- troubles respiratoires
- abattement
- Autre : \_\_\_\_\_

L'examen coproscopique

7. Le protocole utilisé...

*Une seule réponse possible.*

- est le même pour tous les animaux du parc *Passer à la question 8*
- est variable selon les espèces examinées *Passer à la question 11*

Protocole de coproscopie utilisé

Si votre protocole est rédigé, vous pouvez le transmettre par mail à [antoine.dedeyan@vet-alfort.fr](mailto:antoine.dedeyan@vet-alfort.fr) au lieu de remplir cette section :)

8. Vous réalisez un examen... (plusieurs choix possibles)

*Plusieurs réponses possibles.*

- par observation directe
- par flottation
- par sédimentation
- par la méthode de Baermann
- Autre : \_\_\_\_\_

9. Veuillez décrire votre protocole : étapes, soluté (densité si connue), volumes si mesurés, masse de l'échantillon si pesée, matériel (type de contenant, de lame), coloration s'il y a.

Si vous utilisez un Kit, veuillez préciser le nom commercial en plus du protocole.

---

---

---

---

---

10. Vous pouvez si vous le souhaitez ajouter un commentaire ou détailler une de vos réponses.

---

---

---

---

---

*Passer à la question 17*

### Méthodes spécifiques

Si vos protocoles sont rédigés, vous pouvez les transmettre par mail à [antoine.dedeyan@vet-alfort.fr](mailto:antoine.dedeyan@vet-alfort.fr) au lieu de remplir cette section :)

11. Observation directe : veuillez remplir, si vous l'utilisez, pour quelles espèces du parc et si vous utilisez une coloration en précisant laquelle.

---

---

---

---

---

12. Flottation : veuillez remplir, si vous l'utilisez, pour quelles espèces du parc et le détail du protocole (soluté avec densité si connue, matériel, volumes et masses si mesurés).

Si vous utilisez un Kit, veuillez préciser le nom commercial en plus du protocole.

---

---

---

---

---

13. Sédimentation : veuillez remplir, si vous l'utilisez, pour quelles espèces du parc et le détail du protocole

---

---

---

---

---

14. Méthode de Baermann : veuillez remplir, si vous l'utilisez, pour quelles espèces du parc et le détail du protocole

---

---

---

---

---

15. Autre : si vous utilisez une autre technique, veuillez indiquer pour quelles espèces du parc et le détail du protocole

---

---

---

---

---

16. Vous pouvez si vous le souhaitez ajouter un commentaire ou détailler une de vos réponses.

---

---

---

---

---

*Passer à la question 17*

#### Interprétation de vos résultats

17. Comment évaluez vous la présence des parasites ? Si vous réalisez plusieurs méthodes, vous pourrez détailler dans une prochaine question.

*Plusieurs réponses possibles.*

- Qualitativement, je note simplement les éléments parasitaires vus
- Quantitativement, je réalise un comptage des éléments parasitaires
- Autre : \_\_\_\_\_

18. Si vous réalisez un comptage :

*Plusieurs réponses possibles.*

- Je note mon résultat en + (-/+/++/+++/TooNumerousToCount)
- Je calcule le nombre d'oeufs par gramme de fèces (OPG)
- Cela dépend de la méthode/des espèces parasites (préciser à la prochaine question)
- Autre : \_\_\_\_\_

19. Vous pouvez ici préciser selon les méthodes/espèces parasites.

---

---

---

---

---

20. Si vous calculez le nombre d'œufs par gramme de fèces (OPG), veuillez indiquer la méthode ci-dessous :

---

---

---

---

---



21. Veuillez détailler les éléments vous conduisant à médicaliser les animaux examinés : espèce examinée, espèces parasites, niveau d'infestation (seuil), clinique,...

Exemple type : pour le renard roux, l'identification d'echinococcus conduit au traitement même en l'absence de signes cliniques.

---

---

---

---

---

22. Vous pouvez si vous le souhaitez ajouter un commentaire ou détailler une de vos réponses.

---

---

---

---

---

### Epilogue

Merci encore pour votre intérêt et le temps consacré à ce questionnaire !

Une récolte de selles sera nécessaire pour la phase expérimentale. Si vous êtes intéressés pour participer à cette phase, vous pouvez répondre ci-dessous ou me contacter pour plus d'information.

Bien entendu, les résultats des examens réalisés sur vos échantillons vous seront communiqués !

Merci et à bientôt

23. Je suis intéressé pour plus d'information et/ou participer à la phase expérimentale \*

*Une seule réponse possible.*

Oui

Non désolé

---

Ce contenu n'est ni rédigé, ni cautionné par Google.

Google Forms

# COMPARAISON DES MÉTHODES DE DIAGNOSTIC PARASITAIRE PAR COPROSCOPIE UTILISÉES EN PARC ZOOLOGIQUE EN FRANCE. ÉTUDE BIBLIOGRAPHIQUE ET QUESTIONNAIRE À BUT DE CONFRONTATION EXPÉRIMENTALE

---

**AUTEUR :** Antoine DEDEYAN

## **RÉSUMÉ :**

Les parcs zoologiques accueillent et échangent de nombreuses espèces animales provenant de différents biotopes et pour la plupart d'intérêt conservatoire élevé. Ces animaux sont sujets à de nombreuses maladies, dont certaines sont causées par des parasites. Ces affections peuvent gravement porter atteinte à la santé des individus, d'autant plus s'ils sont soumis à un stress lié à la captivité. Que ce soit dans une optique prophylactique ou clinique, la recherche de parasites est un examen crucial en médecine zoologique.

Plusieurs méthodes existent aujourd'hui, mais le type de méthode le plus approprié aux parcs zoologique est la coproscopie : un examen indirect, ne nécessitant ni anesthésie ni contention, et peu onéreux lorsqu'il est réalisé à la clinique. De nombreux protocoles peuvent être réalisés, permettant la mise en évidence d'espèces parasitaires différentes. Le choix du protocole utilisé doit donc être réfléchi. Cependant, cet examen est chronophage et la diversité des protocoles ne semble, d'expérience étudiante, pas souvent explorée. Nous souhaitons donc rechercher les méthodes d'intérêt pour les différentes espèces de mammifères, et comparer nos résultats avec les pratiques actuelles dans les parcs zoologiques français.

Nous avons dans un premier temps recherché les parasites d'intérêt de différents groupes de mammifères, constitués après un classement réfléchi. Nous avons ensuite recherché quels éléments parasitaires se retrouvent dans les selles des hôtes infectés. Après avoir présenté différents protocoles de coproscopie et leurs intérêts, nous avons attribué aux groupes d'espèces mammifères les protocoles nous semblant être les plus intéressants. Enfin, nous avons transmis un questionnaire sur la coproscopie à des parcs zoologiques et analysé les réponses des six institutions ayant participé. Après avoir comparé leurs pratiques à nos résultats, nous avons pu proposer des pistes d'amélioration.

Il ressort de ce travail que les parasites d'intérêt varient considérablement au sein des mammifères. L'utilisation d'une seule méthode de coproscopie ne peut être adaptée à l'ensemble de ces animaux. Bien que nous pensions que les parcs zoologiques ne variaient que peu leurs protocoles, aucune institution n'utilise qu'une seule méthode de coproscopie. Les pistes d'amélioration sont l'utilisation plus fréquente de la technique de sédimentation, l'ajout de la technique de Baermann à l'examen des singes, l'utilisation de colorations et de solutions moins denses lors de la recherche de protozoaires, et la considération plus généralisée des troubles respiratoires dans la décision d'un examen coproscopique.

**MOTS CLÉS :** COPROSCOPIE, PARC ZOOLOGIQUE, PARASITOLOGIE, MAMMIFÈRE, DIAGNOSTIC, FRANCE

## **JURY :**

Présidente : Pr Julie RIVIÈRE

Directeur de thèse : Pr Radu BLAGA

Examineur : Dr Pascal ARNÉ

# COMPARISON OF COPROSCOPY METHODS FOR PARASITE DIAGNOSIS USED IN ZOOS IN FRANCE

## BIBLIOGRAPHY AND SURVEY STUDY FOR EXPERIMENTAL CHALLENGE

---

**AUTHOR:** Antoine DEDEYAN

### **SUMMARY:**

Zoos host and exchange numerous animal species coming from different biotopes, and most of them are of high interest in conservation. These animals are subjects to numerous pathologies, and some are due to the presence of parasites. Those diseases can be severe, and even more when individuals experience captivity-related stress. In preventive medicine or in clinical cases, parasites screening is a very important exam in zoo medicine.

Many methods exist, but the most appropriate one in zoos is the coproscopy: an indirect exam, which needs neither anesthesia nor restraint, and which is cheap when done at the clinic. Numerous protocols may be used, and allow different species of parasites to be observed. Thus, the protocol must be chosen wisely. But the coproscopic exam is time-consuming and, as observed in student internship, not used with all its variety. We wanted to search for different species of mammals which protocols are efficient, and compare those results to what is actually done in zoos in France.

We first have searched for parasites of interests for different groups of mammal species. We put in the same group mammal species that overall seemed to be host to the same parasites. Then, we searched what can be found in stools of infected hosts for the different parasites we encountered. We listed various protocols and their interests and assigned to each group of mammal species the ones we found to be the most interesting. Finally, we asked zoos to fill a form and analyzed the six we've been sent back. The comparison of their answers to our results allowed us to suggest improvements.

This work has shown that parasites of interests are very different among mammals. A sole protocol can not be enough to perform sensible coproscopic exams for all species. We thought that zoos used a poor variety of methods but not one institution in our survey reported the use of a sole protocol. Improvement suggestions are the more frequent use of the sedimentation protocol, the use of the Baermann method when examining monkeys, the use of colorants and lower density solutions when searching for protozoa, and to be more considerative of a coproscopic exam in case of respiratory symptoms.

**KEYWORDS:** COPROSCOPY, ZOO, PARASITOLOGY, MAMMAL, DIAGNOSIS, FRANCE

### **JURY:**

Chairperson: Pr Julie RIVIÈRE

Thesis Director: Pr Radu BLAGA

Reviewer: Dr Pascal ARNÉ