



HAL
open science

Atlas coproscopiques des reptiles et amphibiens des parcs zoologiques de France

Isabelle Rondeau

► **To cite this version:**

Isabelle Rondeau. Atlas coproscopiques des reptiles et amphibiens des parcs zoologiques de France. Médecine vétérinaire et santé animale. 2022. dumas-04606327

HAL Id: dumas-04606327

<https://dumas.ccsd.cnrs.fr/dumas-04606327v1>

Submitted on 10 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.

ATLAS COPROSCOPIQUE DES REPTILES ET AMPHIBIENS DES PARCS ZOOLOGIQUES DE FRANCE

THESE
pour obtenir le titre de
DOCTEUR VÉTÉRINAIRE

DIPLOME D'ÉTAT

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

par

RONDEAU Isabelle

Directeur de thèse : M. Philippe JACQUIET

JURY

PRESIDENT :

M. Stéphane BERTAGNOLI

Professeur à l'Ecole Nationale Vétérinaire de TOULOUSE

ASSESSEURS :

M. Philippe JACQUIET

Professeur à l'Ecole Nationale Vétérinaire de TOULOUSE

M. Guillaume LE LOC'H

Maître de Conférences à l'Ecole Nationale Vétérinaire de TOULOUSE

MEMBRES INVITES :

Mme Sylvie CLAVEL

Docteure vétérinaire, Zoo African Safari à Plaisance-du-Touch

M. Olivier MARQUIS

Gestionnaire de collection des reptiles et amphibiens du parc zoologique de Paris

**Ministère de l'Agriculture et de l'Alimentation
ECOLE NATIONALE VETERINAIRE DE TOULOUSE**

Liste des directeurs/assesseurs de thèse de doctorat vétérinaire

Directeur : Professeur Pierre SANS

**PROFESSEURS CLASSE
EXCEPTIONNELLE**

- M. **BERTAGNOLI Stéphane**, *Pathologie infectieuse*
- M. **BOUSQUET-MELOU Alain**, *Pharmacologie, thérapeutique*
- M. **BRUGERE Hubert**, *Hygiène et industrie des aliments d'origine animale*
- Mme **CHASTANT-MAILLARD Sylvie**, *Pathologie de la reproduction*
- M. **CONCORDET Didier**, *Mathématiques, statistiques, modélisation*
- M. **DELVERDIER Maxence**, *Anatomie pathologique*
- M. **ENJALBERT Francis**, *Alimentation*
- Mme **GAYRARD-TROY Véronique**, *Physiologie de la reproduction, endocrinologie*
- Mme **HAGEN-PICARD Nicole**, *Pathologie de la reproduction*
- M. **MEYER Gilles**, *Pathologie des ruminants*
- M. **SCHELCHER François**, *Pathologie médicale du bétail et des animaux de basse-cour*
- Mme **TRUMEL Catherine**, *Biologie médicale animale et comparée*

**PROFESSEURS 1^{ère}
CLASSE**

- M. **BAILLY Jean-Denis**, *Hygiène et industrie des aliments*
- Mme **BOURGES-ABELLA Nathalie**, *Histologie, anatomie pathologique*
- Mme **CADIERGUES Marie-Christine**, *Dermatologie vétérinaire*
- M. **DUCOS Alain**, *Zootéchnie*
- M. **FOUCRAS Gilles**, *Pathologie des ruminants*
- M. **GUERIN Jean-Luc**, *Aviculture et pathologie aviaire*
- M. **JACQUIET Philippe**, *Parasitologie et maladies parasitaires*
- Mme **LACROUX Caroline**, *Anatomie pathologique, animaux d'élevage*
- Mme **LETRON-RAYMOND Isabelle**, *Anatomie pathologique*
- M. **LEFEBVRE Hervé**, *Physiologie et thérapeutique*
- M. **MAILLARD Renaud**, *Pathologie des ruminants*

**PROFESSEURS 2^{ème}
CLASSE**

- Mme **BOULLIER Séverine**, *Immunologie générale et médicale*
- M. **CORBIERE Fabien**, *Pathologie des ruminants*
- Mme **DIQUELOU Armelle**, *Pathologie médicale des équidés et des carnivores*
- M. **GUERRE Philippe**, *Pharmacie et toxicologie*
- Mme **MEYNADIER Annabelle**, *Alimentation animale*
- M. **MOGICATO Giovanni**, *Anatomie, imagerie médicale*
- Mme **PAUL Mathilde**, *Epidémiologie, gestion de la santé des élevages avicoles*
- M. **RABOISSON Didier**, *Médecine de population et économie de la santé animale*

**MAITRES DE CONFERENCES HORS
CLASSE**

- M. **BERGONIER Dominique**, *Pathologie de la reproduction*
Mme **BIBBAL Delphine**, *Hygiène et industrie des denrées alimentaires d'origine animale*
Mme **CAMUS Christelle**, *Biologie cellulaire et moléculaire*
M. **JAEG Jean-Philippe**, *Pharmacie et toxicologie*
M. **LYAZRHI Faouzi**, *Statistiques biologiques et mathématiques*
M. **MATHON Didier**, *Pathologie chirurgicale*
Mme **PALIERNE Sophie**, *Chirurgie des animaux de compagnie*
Mme **PRIYEMENKO Nathalie**, *Alimentation*
M. **VOLMER Romain**, *Microbiologie et infectiologie*

**MAITRES DE CONFERENCES CLASSE
NORMALE**

- M. **ASIMUS Erik**, *Pathologie chirurgicale*
Mme **BRET Lydie**, *Physique et chimie biologiques et médicales*
Mme **BOUHSIRA Emilie**, *Parasitologie, maladies parasitaires*
M. **CARTIAUX Benjamin**, *Anatomie, imagerie médicale*
M. **CONCHOU Fabrice**, *Imagerie médicale*
Mme **DANIELS Hélène**, *Immunologie, bactériologie, pathologie infectieuse*
Mme **DAVID Laure**, *Hygiène et industrie des aliments*
M. **DIDIMO IMAZAKI Pedro**, *Hygiène et industrie des aliments*
M. **DOUET Jean-Yves**, *Ophthalmologie vétérinaire et comparée*
Mme **FERRAN Aude**, *Physiologie*
Mme **GRANAT Fanny**, *Biologie médicale animale*
Mme **JOURDAN Géraldine**, *Anesthésie, analgésie*
M. **JOUSSERAND Nicolas**, *Médecine interne des animaux de compagnie*
Mme **LALLEMAND Elodie**, *Chirurgie des équidés*
Mme **LAVOUE Rachel**, *Médecine Interne*
M. **LE LOC'H Guillaume**, *Médecine zoologique et santé de la faune sauvage*
M. **LIENARD Emmanuel**, *Parasitologie et maladies parasitaires*
Mme **MEYNAUD-COLLARD Patricia**, *Pathologie chirurgicale*
Mme **MILA Hanna**, *Elevage des carnivores domestiques*
M. **NOUVEL Laurent**, *Pathologie de la reproduction*
M. **VERGNE Timothée**, *Santé publique vétérinaire, maladies animales règlementées*
Mme **WASET-SZKUTA Agnès**, *Production et pathologie porcine*

**INGENIEURS DE
RECHERCHE**

- M. **AUMANN Marcel**, *Urgences, soins intensifs*
M. **AUVRAY Frédéric**, *Santé digestive, pathogénie et commensalisme des entérobactéries*
M. **CASSARD Hervé**, *Pathologie des ruminants*
M. **CROVILLE Guillaume**, *Virologie et génomique cliniques*
Mme **DEBREUQUE Maud**, *Médecine interne des animaux de compagnie*
Mme **DIDIER Caroline**, *Anesthésie, analgésie*
Mme **DUPOUY GUIRAUTE Véronique**, *Innovations thérapeutiques et résistances*
Mme **GAILLARD Elodie**, *Urgences, soins intensifs*
Mme **GEFFRE Anne**, *Biologie médicale animale et comparée*
Mme **GRISEZ Christelle**, *Parasitologie et maladies parasitaires*
Mme **JEUNESSE Elisabeth**, *Bonnes pratiques de laboratoire*
Mme **PRESSANTI Charline**, *Dermatologie vétérinaire*
M. **RAMON PORTUGAL Félipe**, *Innovations thérapeutiques et résistances*
M. **REYNOLDS Brice**, *Médecine interne des animaux de compagnie*
Mme **ROUCH BUCK Pétra**, *Médecine préventive*

REMERCIEMENTS

A Monsieur le Professeur Stéphane BERTAGNOLI
Professeur de l'Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse,
Pathologie infectieuse

Pour m'avoir fait l'honneur de présider mon jury de thèse, sincères remerciements.

A Monsieur le Professeur Philippe JACQUIET
Professeur de l'Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse
Parasitologie et maladies parasitaires

Pour votre soutien et votre aide à la réalisation de cette thèse, sincères remerciements.

A Monsieur le Docteur Guillaume LE LOC'H,
Maître de conférences de l'Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse
Médecine zoologique et santé de la faune sauvage

Pour avoir accepté de participer à mon jury de thèse, sincères remerciements.

A tous ceux qui ont participé à l'élaboration de ce travail de près ou de loin.

A Madame la Docteure Sylvie CLAVEL,

Vétérinaire au parc zoologique African Safari de Plaisance-du-Touch (31)

Pour m'avoir confié ce travail et m'avoir guidée dans mes premiers pas, ainsi que me faire l'honneur de participer à mon jury.

A Monsieur le Docteur Olivier MARQUIS,

Gestionnaire de la collection des reptiles et amphibiens du parc zoologique de Paris (75)

Pour m'avoir guidée lors de mon passage au Parc zoologique de Paris, pour ta relecture attentive et ta participation à mon jury de thèse.

A la Docteure Florine WEDLARSKI,

Vétérinaire au Bioparc de Doué-La-Fontaine (49)

Pour tout ton soutien et tes conseils depuis le début de l'élaboration de cette thèse, pour ta relecture attentive et tes critiques constructives.

Au Docteur Rudy WEDLARSKI,

Vétérinaire au Bioparc de Doué-La-Fontaine (49)

Pour ta relecture attentive et tes remarques constructives, pour le soutien et le temps que tu m'as accordé pour la rédaction de ce manuscrit.

Aux vétérinaires et soigneurs des parcs zoologiques participants :

La Réserve Africaine de Sigean, le ZooParc de Beauval, Zoodyssée, le Parc Zoologique de Paris, le Jardin zoologique de la Citadelle de Besançon, le Zoo de La Palmyre, Alligator Bay, le Bioparc de Doué-La-Fontaine, le Safari de Peaugres.

Pour votre investissement dans cette étude, sincères remerciements.

A l'équipe de *La Ferme Tropicale (Paris)*,

Pour votre accueil et votre participation à cette étude, sincères remerciements.

A ceux qui ont participé à l'élaboration de moi-même depuis de nombreuses années

A mes parents, Maman, Papa, Michel

Huit ans d'études, et pas des moindres, qui n'ont pas toujours été faciles à suivre et à supporter pour vous trois, mais j'ai fini par y arriver. Merci de l'éducation travailleuse que vous m'avez apportée, et de cette ambition constante que vous m'avez transmise, qui me permettent d'aller toujours plus loin.

Je vous aime.

A mes sœurs, Marine, Alexandra, à mon frère, Julien,

Merci de m'avoir fait grandir à vos côtés, nos chemins ont commencé ensemble et ont posé les bases de ma sociabilité (vasillante). Merci de votre soutien inconditionnel. Je vous aime.

A toute ma famille,

Les grands-parents, Mamie, Tonton Laurent, Tonton Gilles, Tonton Benoît, Laetitia, Joëlle, Maxime, Vincent, Antoine, les enfants.

Vous avez tous apporté votre pierre à l'édifice, vous avez chacun ajouté quelque chose que je porte en moi aujourd'hui et qui m'accompagne chaque jour. Merci d'être là.

A mes amis de plus ou moins longue date,

Merci pour tous ces moments passés à vos côtés. Merci de me supporter et de me soutenir partout où je vais. J'espère que nous avons encore de nombreuses belles choses à vivre ensemble.

Petit à petit, l'oiseau fait son nid.

Table des matières

TABLE DES FIGURES.....	14
TABLE DES TABLEAUX.....	19
TABLE DES ANNEXES.....	19
Introduction :.....	21
PREMIERE PARTIE : ETUDE BIBLIOGRAPHIQUE DES PARASITES INTERNES DES REPTILES ET AMPHIBIENS	22
I. Présentation des espèces hôtes.....	22
A. Reptiles.....	23
B. Amphibiens.....	24
II. Parasites internes des reptiles et amphibiens	27
A. Éléments de classification et généralités	27
B. Protozoaires	29
C. Helminthes	46
D. Arthropodes : Pentastomes – Phylum <i>Pentastomida</i>	62
III. Importance du parasite dans l'écosystème : cas du milieu naturel ou captif.....	64
A. Rôle des parasites dans l'écologie des espèces	64
B. Conditions de l'infestation parasitaire en milieu captif	67
C. Importance de la création d'un atlas coproscopique des reptiles et amphibiens	69
DEUXIEME PARTIE : ETUDE DES PARASITES DIGESTIFS DES REPTILES ET AMPHIBIENS DE NEUF PARCS ZOOLOGIQUES DE FRANCE ET D'UN GROSSISTE.....	70
I. Matériel et méthodes.....	70
A. Recrutement des parcs.....	70
B. Méthode d'enrichissement par flottation totale	72
C. Méthode semi-quantitative par lame McMaster.....	74
D. Méthode d'observation directe	76
II. Résultats par parcs	76
A. Résultats bruts des coproscopies réalisées dans neufs parcs zoologiques et un grossiste ..	76
B. Prévalence du parasitisme chez les reptiles et amphibiens de cette étude	86
C. Pseudoparasites en coproscopie.....	87
III. Zoom sur les traitements les plus couramment utilisés	91
A. Principaux traitements utilisés dans la bibliographie	91
B. Traitements antiparasitaires utilisés par espèces, dans les parcs de l'étude et dans la bibliographie lorsque l'espèce est précisée	94
IV. Discussion	98
A. Comparaison à d'autres études.....	98
B. Biais de l'étude et pistes d'amélioration.....	101

C. Limites de l'étude	103
TROISIEME PARTIE : REALISATION D'UN ATLAS COPROSCOPIQUE DES REPTILES ET AMPHIBIENS DES PARCS ZOOLOGIQUES DE FRANCE	104
I. Arbres décisionnels d'aide à la diagnose des parasites internes des reptiles et des amphibiens en captivité.....	105
II. Atlas coproscopique des reptiles et amphibiens des parcs zoologiques de France : table d'aide à la diagnose.....	107
CHELONIENS	108
Ordre des <i>Rhabditida</i>	108
Strongles.....	108
Oxyures.....	109
Spiruridés.....	110
Ascaris.....	110
<i>Capillaria, Trichuris</i>	111
Cestodes	111
Trématodes	112
Acanthocéphale.....	112
Pentastomes.....	113
Ciliés.....	114
<i>Isospora, Eimeria</i>	115
<i>Sarcocystis</i>	115
Amibes	116
Flagellés	117
SAURIENS.....	118
Ordre des <i>Rhabditida</i>	118
Strongles.....	118
Oxyures.....	119
Spiruridés.....	120
Ascaris.....	120
<i>Capillaria, Trichuris</i>	121
Cestodes	121
Trématodes	122
Acanthocéphales	123
Pentastomes.....	124
Ciliés.....	125
<i>Isospora, Eimeria</i>	126
Cryptosporidies	127

<i>Sarcocystis</i>	127
Amibes	128
Flagellés	128
OPHIDIENS	129
Ordre des <i>Rhabditida</i>	129
Strongles	130
Spiruridés	130
Ascaris	131
<i>Capillaria, Trichuris</i>	131
Cestodes	132
Trématodes	132
Acanthocéphales	133
Pentastomes	133
<i>Isospora, Eimeria</i>	134
Cryptosporidies	134
<i>Sarcocystis</i>	135
Amibes	135
AMPHIBIENS	136
Ordre des <i>Rhabditida</i>	136
Opalinidés	137
Acanthocéphales	137
Pentastomes	138
<i>Isospora, Eimeria</i>	138
Flagellés	139
Amibes	139
Nématodes intestinaux non spécifiés	140
Eléments non parasitaires : pseudoparasites fréquemment retrouvés et éléments indéterminés	
.....	141
Pseudoparasites : parasites non parasitaires	141
Artéfacts et éléments végétaux et mycètes	144
CONCLUSION	147
WEBOGRAPHIE	149
BIBLIOGRAPHIE	149
ANNEXES	152

TABLE DES FIGURES

FIGURE 1 : CLADOGRAMME SIMPLIFIE DES TETRAPODES, D'APRES DIVERS & STAHL, 2019.....	23
FIGURE 2 : EXEMPLE DE REPTILE, DE GAUCHE A DROITE ET DE HAUT EN BAS : CHELONIEN, SPHENODONTE, SAURIEN, OPHIDIEN, CROCODILIEN, D'APRES VITT ET CALDWELL, 2014	24
FIGURE 3 : EXEMPLES D'AMPHIBIENS, A: ANOURES, B: URODELES; C: GYMNOPIHIONE; D'APRES VITT, CALDWELL 2014	25
FIGURE 4 : DIVERSITE ET LOCALISATION DES PROTOZOAIRES ET METAZOAIRES INFESTANT LES AMPHIBIENS, D'APRES WRIGHT AND WHITAKER, 2001	28
FIGURE 5 : DIVERSITE ET LOCALISATION DES PROTOZOAIRES ET METAZOAIRES INFESTANT LES REPTILES. DESSIN : ROBIN DARDEL ET I. RONDEAU.	28
FIGURE 6 : REPARTITION DES PARASITES DANS LES ORGANES DES AMPHIBIENS, D'APRES WRIGHT AND WHITAKER, 2001.	29
FIGURE 7 : ARBRE PHYLOGENETIQUE SIMPLIFIE DES PROTOZOAIRES, D'APRES (DIVERS, STAHL 2019)	29
FIGURE 8 : NYCTOTHERUS SP. CHEZ GEOCHELONE ELEGANS, D'APRÈS MALEK ET AL., 2018.....	31
FIGURE 9 : NYCTOTHERUS SP. CHEZ UN UROMASTYX MALIENSIS X400, D'APRES RATAJ ET AL., 2011	31
FIGURE 10 : KYSTE (A GAUCHE) ET TROPHOZOÏTE (A DROITE) DE NYCTOTHERUS SP. RESPECTIVEMENT EN OBSERVATION DIRECTE ET APRES SEDIMENTATION, D'APRES (WOLF ET AL. 2014)	31
FIGURE 11 : BALANTIDIUM SPP. AU MICROSCOPE OPTIQUE, X160, D'APRES DIVERS & STAHL, 2019	32
FIGURE 12 : KYSTE DE BALANTIDIUM SP. X400, D'APRES HALLINGER ET AL., 2018.....	32
FIGURE 13 : KYSTE (A GAUCHE) ET TROPHOZOÏTE (A DROITE) DE BALANTIDIUM SP. RESPECTIVEMENT EN OBSERVATION DIRECTE ET APRES SEDIMENTATION, D'APRES WOLF ET AL., 2014.	32
FIGURE 14 : CYCLE DE VIE GENERAL DES CRYPTOSPORIDIUMS, EIMERIA ET ISOSPORES, SCHEMA I. RONDEAU.	33
FIGURE 15 : MORPHOLOGIE DES OOCYSTES DE EIMERIORINA (COCCIDIUMS), D'APRES DIVERS & STAHL, 2019	33
FIGURE 16 : EIMERIA SP. CHEZ UN GECKO TOKAY (GAUCHE) ET CHEZ UN POGONA VITTICEPS (DROITE), D'APRES DIVERS & STAHL, 2019.....	35
FIGURE 17 : OOCYSTES D'ISOSPORES ET OEUFS D'OXYURE CHEZ UN POGONA VITTICEPS, X400, D'APRES DIVERS ET STAHL, 2019	35
FIGURE 18 : IDENTIFICATION DE CRYPTOSPORIDIUM SP. A LA COLORATION ZIEHL-NEELSEN CHEZ UNE ELAPHE GUTTATA, D'APRES RATAJ ET AL., 2019	37
FIGURE 19 : OOCYSTES DE CRYPTOSPORIDIUMS CHEZ UN EUBLEPHARIS MACULARIUS APRES COLORATION AU ZIEHL-NEELSEN, X400, D'APRES DIVERS & STAHL, 2019.....	37
FIGURE 20 : CYCLE DE VIE DE CRYPTOSPORIDIUM (ICI CRYPTOSPORIDIUM PARVUM, D'APRES (BOUZID ET AL. 2013)	37
FIGURE 21 : EXPLICATIONS DE LA METHODE D'OBSERVATION DES OOCYSTES DE CRYPTOSPORIDIUMS DANS LES EXCREMENTS AVEC UNE COLORATION ZIEHL-NEELSEN MODIFIEE, D'APRES DIVERS & STAHL, 2019.....	38
FIGURE 22 : OOCYSTES DE SARCOCYSTES CHEZ UNE MALACOCHECHUS TORNIERI, X400, D'APRES DIVERS & STAHL, 2019	39
FIGURE 23 : OOCYSTES DE SARCOCYSTES (FLECHES NOIRES) ET OEUFS DE TREMATODE TYPE DIGENEAN (A DROITE) CHEZ UN MORELIA VIRIDIS, X400, D'APRES WOLF ET AL., 2014. TRAIT ROUGE : 20µM.	39
FIGURE 24 : CYCLE DE VIE DE SARCOCYSTIS SPP. G : AU CENTRE, UN OOCYSTE CONTENANT DEUX SPOROZOÏTES AVEC CHACUN QUATRE SPOROZOÏTES. D'APRES (POULSEN, STENSVOLD 2014).....	39
FIGURE 25 : TROPHOZOÏTE AMIBIEN E. INVADENS, MO X1000, D'APRES DIVERS & STAHL, 2019.	41
FIGURE 26 : TROPHOZOÏTE DE ENTAMOEBAS CHEZ UNE TESTUDO HERMANNI APRES COLORATION A L'IODE, D'APRES TAUBERT ET AL. 2018.....	41
FIGURE 27 : KYSTES D'ENTAMOEBAS SPP. CHEZ UNE TORTUE TERRESTRE APRES COLORATION A L'IODE (A GAUCHE) ET UN SERPENT SANS COLORATION SPECIFIQUE (A DROITE), D'APRES WOLF ET AL., 2014.....	41
FIGURE 28 : FLAGELLES (FLECHES NOIRES) ET ORGANISMES INCONNUS REFRINGENTS TYPE COCCIDIE DE 5µM DE LONG (FLECHES BLANCHES) CHEZ UN POGONA VITTICEPS, PARC N°8, X400, PHOTO I. RONDEAU. NOTER QUE LES FLAGELLES SONT PLUS VISIBLES EN MOUVEMENT QUE SUR UNE IMAGE FIXE.....	43
FIGURE 29 : TABLEAU MONTRANT LES DISTINCTIONS RAPIDES ENTRE LES DIVERS FLAGELLES POUVANT INFESTER LES AMPHIBIENS, D'APRES WRIGHT & WHITAKER, 2001.....	43
FIGURE 30 : VARIETE DE FLAGELLES POUVANT INFESTER LES AMPHIBIENS, D'APRES WRIGHT & WHITAKER, 2001.	44
FIGURE 31 : OPALINIDES DU GENRE ZELLERIELLA SP. CHEZ UNE DENDROBATES SP. A GAUCHE : TROPHONTE (STADE NAGEANT). NOTER LA PRESENCE DE CILS TOUT AUTOUR DU TROPHONTE ET LES DEUX NUCLEUS DE MEME TAILLE (N). A DROITE : KYSTE DE ZELLERIELLA SP. NOTER LA DIFFERENCE DE TAILLE ENTRE LE TROPHONTE ET LE KYSTE PAR RAPPORT AUX ERYTHROCYTES (E). D'APRES WRIGHT & WHITAKER, 2001.	45

FIGURE 32 : CŒUF DE RHABDITIDE (A GAUCHE, EN HAUT) ET DE STRONGLE (A GAUCHE, EN BAS, TYPE KALICEPHALUS SP.) EN FLOTTATION TOTALE (A GAUCHE) ET LARVE INFESTANTE DE RHABDITIDE PAR SEDIMENTATION (A DROITE), CHEZ UN BOA CONSTRICTOR, D'APRES WOLF ET AL., 2014.....	47
FIGURE 33 : ASPECT MORPHOLOGIQUE DE STRONGYLOIDES OPHIDIAE, D'APRES DOS SANTOS ET AL. 2010.....	47
FIGURE 34 : CŒUFS DE STRONGLE (MILIEU), TREMATODE (EN HAUT A DROITE) ET SARCOCYSTIS SP. (EN FOND), D'APRES WOLF ET AL., 2014.....	48
FIGURE 35 : CŒUFS DE KALICEPHALUS SP. CHEZ UN COLUBER CONSTRICTOR, X400, D'APRES DIVERS & STAHL, 2019.....	48
FIGURE 36 : CŒUF D'OZOLAIMUS SP. (OXYURE) CHEZ UN IGUANE VERT X400 (GAUCHE), CŒUF D'OXYURE INCONNU CHEZ TESTUDO GRAECA X400 (DROITE), D'APRES DIVERS & STAHL, 2019.	50
FIGURE 37 : OXYURE ADULTE, PARTIE CRANIALE. LE BULBE CÉSOPHAGIEN CARACTERISTIQUE EST BIEN VISIBLE (FLECHE), D'APRES RATAJ ET AL., 2011.	50
FIGURE 38 : CŒUFS DE SPIRURIDE CHEZ UN LEZARD, D'APRES WOLF ET AL., 2014.....	52
FIGURE 39 : CŒUF LARVE DE CAMALLOIDA SP. CHEZ UNE TESTUDO MARGINATA, D'APRES TAUBERT ET AL.2018.....	52
FIGURE 40 : CYCLE DE VIE DE SERPINEMA SPP., (ORDRE SPIRURIDA), I.RONDEAU D'APRES (MARTINEZ-SILVESTRE ET AL. 2015).....	52
FIGURE 41 : CŒUF DE DUJARDINASCARIS SP. CHEZ UN ALLIGATOR MISSISSIPIENSIS X400, D'APRES DIVERS & STAHL, 2019.	53
FIGURE 42 : CŒUF D'ASCARIS CHEZ UNE TESTUDO GRAECA, X400, D'APRES RATAJ ET AL., 2011.	53
FIGURE 43 : ARBRE PHYLOGENETIQUE SIMPLIFIE DE LA CLASSE DES ENOPLEA (NEMATODES)	54
FIGURE 44 : CŒUFS DE CAPILLARIA SP. CHEZ MORELIA VIRIDIS (A GAUCHE) ET CHEZ UN BOA (A DROITE), X400, D'APRES DIVERS & STAHL, 2019.	54
FIGURE 45 : EXEMPLE D'UN CYCLE DE VIE DE CESTODE : LES PROTEOCEPHALES, SCHEMA I.RONDEAU	56
FIGURE 46 : CŒUF DE CESTODE CHEZ MORELIA VIRIDIS, D'APRES DIVERS & STAHL, 2019.....	56
FIGURE 47 : CŒUF DE CESTODE CHEZ UN IGUANE CYCLURA CYCLURA, X400, D'APRES DIVERS & STAHL, 2019.	56
FIGURE 48 : OEUVE DE NEMATOPHILA SP. CHEZ UNE TORTUE SEMI-AQUATIQUE, X400, D'APRES DIVERS & STAHL, 2019.	59
FIGURE 49 : CŒUF DE EUPARADISTOMUM (TREMATODE), X400 CHEZ UN GECKONIDE, D'APRES DIVERS & STAHL, 2019.....	59
FIGURE 50 : PACHYPSOLUS IRRORATUS CHEZ UNE CARETTA CARETTA, X400, D'APRES DIVERS & STAHL, 2019.	59
FIGURE 51 : MIRACIDIUM DANS UN CŒUF DE TREMATODE CHEZ UN EUBLEPHARIS MACULARIUS, X400, D'APRES RATAJ ET AL., 2011.	59
FIGURE 52 : CŒUF D'ACANTHOCEPHALE CHEZ UN VARAN MONITOR, X400.	60
FIGURE 53 : PROBABLE CŒUF D'ACANTHOCEPHALE CHEZ UN MORELIA VIRIDIS, D'APRES WOLF ET AL., 2014.	60
FIGURE 54 : CŒUF D'OXYURE (A GAUCHE) ET CŒUF DE PENTASTOME (A DROITE) CHEZ UN LEZARD, D'APRES WOLF ET AL., 2014.....	63
FIGURE 55 : CŒUF DE PENTASTOME CHEZ UN GECKO GECKO, X400, D'APRES RATAJ ET AL., 2011.	63
FIGURE 56 : VISUALISATION D'ADULTES PENTASTOMES DANS LA CAVITE BUCCALE DE PLATYCEPS KARELINI, D'APRES RATAJ ET AL., 2011.....	63
FIGURE 57 : VISUALISATION D'UN ADULTE PENTASTOME DANS LES POUMONS D'UN PYTHON REGIUS. (AUTOPSIE) D'APRES TAUBERT ET AL. 2020.....	63
FIGURE 58 : METHODE GENERALE DE COPROSCOPIE PAR FLOTTATION	74
FIGURE 59 : SCHEMA DE LA LAME MACMASTER, SERVICE DE PARASITOLOGIE DE VETAGRO SUP.....	74
FIGURE 60 : SCHEMA REPRESENTANT LES CŒUFS DES TROIS PRINCIPALES ESPECES D'OXYURES RETROUVEES CHEZ LES SOURIS, D'APRES PRITCHETT 2007.....	89
FIGURE 61 : SCHEMA REPRESENTANT LES CŒUFS DES TROIS PRINCIPALES ESPECES DE CESTODES RETROUVEES CHEZ LES SOURIS, D'APRES PRITCHETT 2007 NB : RODENTOLEPIS = HYMENOLEPIS.....	89
FIGURE 62 : A GAUCHE : ACARIEN DE STOCKAGE (STORAGE MITE) RETROUVE SUR UNE TORTUE PRESENTANT UNE NECROSE DE LA CARAPACE X200 ; A DROITE : ACARIEN DE STOCKAGE CIRCULANT DANS LE TRANSIT INTESTINAL D'UN POGONA VITTIPEPS, X200, D'APRES (JIMENEZ CASTRO 2019).....	90
FIGURE 63 : CŒUF DE MYOCOPTES MUSCULINUS CHEZ UN MORELIA VIRIDIS, X200, D'APRES (WOLF ET AL. 2014).....	90
FIGURE 64 : ARBRE DECISIONNEL D'AIDE A LA DIAGNOSE DES HELMINTHES CHEZ LES REPTILES ET LES AMPHIBIENS EN CAPTIVITE, I.RONDEAU 2021.	105
FIGURE 65 : ARBRE DECISIONNEL D'AIDE A LA DIAGNOSE DES PROTOZOAIRES CHEZ LES REPTILES ET LES AMPHIBIENS EN CAPTIVITE ; I.RONDEAU 2021.	106
FIGURE 66 : CŒUF DE RHABDITIDA CHEZ UNE CENTROCHELYS SULCATA, PARC N°8, X400, PHOTO I.RONDEAU.	108
FIGURE 67 : CŒUFS DE KALICEPHALUS SP. CHEZ UN COLUBER CONSTRICTOR (OPHIDIEN), X400, D'APRES DIVERS & STAHL, 2019..	108
FIGURE 68 : CŒUFS DE STRONGLE (MILIEU), TREMATODE (EN HAUT A DROITE) ET SARCOCYSTIS SP. (EN FOND), CHEZ MORELIA VIRIDIS (OPHIDIEN), X400, D'APRES MALEK ET AL. 2014	108

FIGURE 69 : ŒUFS D'OXYURES CHEZ UNE STIGMOCHELYS PARDALIS, PARC N°7, x400, PHOTO I. RONDEAU	109
FIGURE 70 : ŒUFS D'OXYURES CHEZ UNE STIGMOCHELYS PARDALIS, PARC N°7, (A DROITE) , CHEZ UNE GEOCHELONE SULCATA, PARC N°8 (A GAUCHE) x400, PHOTO I. RONDEAU.....	109
FIGURE 71 : ŒUFS D'OXYURE CHEZ UNE CENTROCHELYS SULCATA, PARC N°1, x200, PHOTO I. RONDEAU.....	109
FIGURE 72 : OEUF LARVE DE CAMALLOIDA SP. CHEZ UNE TESTUDO MARGINATA, D'APRES MALEK ET AL., 2018.....	110
FIGURE 73 : ŒUF D'ASCARIS CHEZ UNE ASTROCHELYS RADIATA, x400, PHOTO I. RONDEAU.....	110
FIGURE 74 : ŒUFS D'ASCARIS CHEZ UNE TESTUDO HERMANNI, PARC N°3, x400, PHOTO I. RONDEAU.....	110
FIGURE 75 : ŒUF DE CAPILLARIA CHEZ UN MORELIA VIRIDIS (OPHIDIEN), x400, D'APRES WOLF ET AL. 2014.....	111
FIGURE 76 : GROUPEMENT D'ŒUFS DE KAPSULOETAENIA SP. (CESTODE) CHEZ UN MORELIA VIRIDIS (OPHIDIEN), x400, D'APRES MALEK & AL., 2020.....	111
FIGURE 77 : ŒUF DE CESTODE CHEZ UN IGUANE CYCLURA CYCLURA (SAURIEN), x400, D'APRES DIVERS & STAHL, 2019.....	111
FIGURE 78 : ŒUF DE NEMATOPHILA SP. CHEZ UNE TORTUE SEMI-AQUATIQUE, x400, D'APRES DIVERS & STAHL, 2019	112
FIGURE 79 : ŒUF D'ACANTHOCEPHALE CHEZ UN VARANUS SP. (SAURIEN), x400.....	112
FIGURE 80 : ŒUF DE PENTASTOME CHEZ UNE CHITRA INDICA, x400, D'APRES DIVERS & STAHL, 2019.....	113
FIGURE 81 : ŒUF DE SEBEKIA SP. CHEZ UNE APALONE SP., x400, D'APRES DIVERS & STAHL, 2019	113
FIGURE 82 : TROPHOZOÏTE DE BALANTIDIUM SPP. CHEZ UNE CENTROCHELYS SULCATA, PARC N°7, x400, PHOTO I. RONDEAU	114
FIGURE 83 : PROBABLE KYSTE DE NYCTOTHERUS SP. CHEZ UNE CENTROCHELYS SULCATA, PARC N°7, x400, PHOTO I. RONDEAU....	114
FIGURE 84 : KYSTE (A GAUCHE) ET TROPHOZOÏTE (A DROITE) DE NYCTOTHERUS SP. RESPECTIVEMENT EN OBSERVATION DIRECTE ET APRES SEDIMENTATION, D'APRES WOLF ET AL. 2014	114
FIGURE 85 : KYSTE (A GAUCHE) ET TROPHOZOÏTE (A DROITE) DE BALANTIDIUM SP. RESPECTIVEMENT EN OBSERVATION DIRECTE ET APRES SEDIMENTATION, D'APRES WOLF ET AL. 2014.....	114
FIGURE 86 : COCCIDIES DE TYPE ISOSPORA SP. CHEZ UNE TESTUDO HERMANNI, PARC N°8, x400, PHOTO I. RONDEAU.	115
FIGURE 87 : OOCYSTES DE SARCOCYSTES CHEZ UNE MALACOCHEUSUS TORNIERI, x400, D'APRES DIVERS & STAHL, 2019.....	115
FIGURE 88 : KYSTES D'ENTAMOEBIA SPP. CHEZ UNE TORTUE TERRESTRE APRES COLORATION A L'IODE, x400, D'APRES WOLF ET AL. 2014.....	116
FIGURE 89 : TROPHOZOÏTE DE ENTAMOEBIA CHEZ UNE TESTUDO HERMANNI APRES COLORATION A L'IODE, D'APRES MALEK ET AL., 2018.....	116
FIGURE 90 : SCHÉMAS DE FLAGELLÉS, D'APRÈS (WRIGHT, WHITAKER 2001).....	117
FIGURE 91 : FLAGELLES (FLECHES NOIRES) ET ORGANISMES INCONNUS REFRINGENTS TYPE COCCIDIE DE 5µM DE LONG (FLECHES BLANCHES) CHEZ UN POGONA VITTIPEPS (SAURIEN), PARC N°8, x400, PHOTO I. RONDEAU.....	117
FIGURE 92 : STRONGYLOÏDES LARVE (x200) ET ŒUF (x400) CHEZ UN ANOLIS CAROLINENSIS, PARC N°10, PHOTO I. RONDEAU	118
FIGURE 93 : ŒUFS DE KALICEPHALUS SP. CHEZ UN COLUBER CONSTRICTOR, x400, D'APRES DIVERS & STAHL, 2019.....	118
FIGURE 94 : ŒUFS DE STRONGLE (MILIEU), TREMATODE (EN HAUT A DROITE) ET SARCOCYSTIS SP. (EN FOND), D'APRES MALEK ET AL. 2014.....	118
FIGURE 95 : ŒUF D'OXYURE CHEZ UN EUBLEPHARIS MACULARIUS, PARC N°7, x400, PHOTO I. RONDEAU.	119
FIGURE 96 : ŒUFS D'OXYURES CHEZ UN CHLAMYDOSAURUS KINGII, PARC 10, x400, PHOTO I. RONDEAU.	119
FIGURE 97 : ŒUF D'OXYURE CHEZ UN EUBLEPHARIS MACULARIUS, PARC N°7, x400, PHOTO I. RONDEAU.....	119
FIGURE 98 : ŒUFS DE SPIRURIDE CHEZ UN LEZARD, D'APRES WOLF ET AL., 2014	120
FIGURE 99 : ŒUF D'ASCARIS DUJARDINASCARIS SP. CHEZ UN ALLIGATOR MISSISSIPIENSIS (CROCODILIEN) x400, D'APRES DIVERS STAHL, 2019.	120
FIGURE 100 : ŒUF DE CAPILLARIA CHEZ UN MORELIA VIRIDIS (OPHIDIEN), x400, D'APRES WOLF ET AL. 2014.....	121
FIGURE 101 : ŒUF DE CESTODE CHEZ UN IGUANE CYCLURA CYCLURA, x400, D'APRES DIVERS & STAHL, 2019	121
FIGURE 102 : ŒUF DE EUPARADISTOMUM (TREMATODE) CHEZ UN GECKONIDE, x400, D'APRES DIVERS & STAHL, 2019.....	122
FIGURE 103 : ŒUFS DE TREMATODES AVEC UN MIRACIDIUM A L'INTERIEUR CHEZ UN POGONA VITTIPEPS, x400, PARC N°2, PHOTO I. RONDEAU. (IDENTIFICATION D'APRES LA PHOTO CI-DESSOUS).....	122
FIGURE 104 : MIRACIDIUM DANS UN ŒUF DE TREMATODE CHEZ UN EUBLEPHARIS MACULARIUS, x400, D'APRES RATAJ ET AL., 2011	122
FIGURE 105 : ŒUF DE TREMATODE CHEZ UN TILIQUA GIGAS, D'APRES BARTOSZ & AL. 2018.	122
FIGURE 106 : ŒUF D'ACANTHOCEPHALE CHEZ UN VARANUS SP., x400.	123
FIGURE 107 : ŒUF D'ACANTHOCEPHALE CHEZ UN CORRELOPHUS CILIATUS, PARC N°10, x400, PHOTO I. RONDEAU.....	123
FIGURE 108 : ŒUF D'ACANTHOCEPHALE CHEZ UN EUBLEPHARIS MACULARIUS, PARC N°7, x400, PHOTO I. RONDEAU.....	123
FIGURE 109 : ŒUF DE PENTASTOME CHEZ UN VARANUS SP., x400, D'APRES DIVERS & STAHL, 2019.	124
FIGURE 110 : ŒUF D'OXYURE (A GAUCHE) ET ŒUF DE PENTASTOME (A DROITE) CHEZ UN LEZARD, D'APRES WOLF ET AL., 2014... 124	

FIGURE 111 : ŒUF DE PENTASTOME CHEZ UN GECKO GECKO, x400, D'APRES RATAJ ET AL., 2011	124
FIGURE 112 : PROBABLES CYSTES DE BALANTIDIUM SP. CHEZ UN IGUANA IGUANA, PARC N°6, x400, PHOTO I. RONDEAU. NOTER LA RESSEMBLANCE ENTRE CES KYSTES DE CILIES ET LES KYSTES D'AMIBES, LES PREMIERS ETANT DE TAILLE PLUS IMPORTANTE QUE LES KYSTES D'AMIBES.....	125
FIGURE 113 : TROPHOZOÏTE DE BALANTIDIUM SPP. CHEZ UN IGUANA IGUANA, PARC N°6, x400, PHOTO I. RONDEAU	125
FIGURE 114 : COCCIDIES ISOSPORA SPP. CHEZ UN CAMELEO CALYPTRATUS, PARC N°10, x400, PHOTO I. RONDEAU	126
FIGURE 115 : COCCIDIE CHEZ UN ANOLIS CAROLINENSIS, PARC N°10, x400, PHOTO I. RONDEAU	126
FIGURE 116 : OOCYSTES DE CRYPTOSPORIDIUM SP. CHEZ UN EUBLEPHRIS MACULARIUS. COLORATION AU ZIEHL-NEELSEN, x400, D'APRES DIVERS & STAHL, 2019.....	127
FIGURE 117 : OOCYSTES DE SARCOCYSTES CHEZ UNE MALACOCHEIRSUS TORNIERI (CHELONIEN), x400, D'APRES DIVERS & STAHL, 2019.....	127
FIGURE 118 : TROPHOZOÏTE AMIBIEN E. INVADENS, MO x1000, D'APRES DIVERS & STAHL, 2019.....	128
FIGURE 119 : FLAGELLES (FLECHES NOIRES) ET ORGANISMES INCONNUS REFRINGENTS TYPE COCCIDIE DE 5µM DE LONG (FLECHES BLANCHES) CHEZ UN POGONA VITTIPEPS, PARC N°8, x400, PHOTO I. RONDEAU. NOTER QUE LES FLAGELLES SONT PLUS VISIBLES EN MOUVEMENT QUE SUR UNE IMAGE FIXE.....	128
FIGURE 120 : ŒUFS DE STRONGYLOIDES SP. CHEZ UN ZAMENIS LONGISSIMUS, PARC N°3, x400, PHOTO I. RONDEAU.....	129
FIGURE 121 : ŒUF DE STRONGYLOÏDES CHEZ UN PYTHON BIVITTATUS, PARC N°1, x400.	129
FIGURE 122 : ŒUFS DE KALICEPHALUS SP. CHEZ UN COLUBER CONSTRICTOR, x400, D'APRES DIVERS & STAHL, 2019.	130
FIGURE 123 : ŒUFS DE STRONGLE (MILIEU), TREMATODE (EN HAUT A DROITE) ET SARCOCYSTIS SP. (EN FOND), D'APRES MALEK ET AL. 2014.....	130
FIGURE 124 : ŒUF DE SPIRURIDE CHEZ UN BOA CONSTRICTOR, x400, D'APRES MALEK & AL., 2020	130
FIGURE 125 : ŒUF DE POLYDELPHIS SP. CHEZ UN MALAYOPYTHON RETICULATUS, x400, D'APRES DIVERS & STAHL, 2019.	131
FIGURE 126 : ŒUFS DE CAPILLARIA SP. CHEZ MORELIA VIRIDIS, x400, D'APRES DIVERS & STAHL, 2019.....	131
FIGURE 127 : ŒUFS DE CAPILLARIA SP. CHEZ UN BOA, x400, D'APRES DIVERS & STAHL, 2019.....	131
FIGURE 128 : GROUPEMENT D'ŒUFS DE CESTODE CHEZ UNE MORELIA VIRIDIS, x400, D'APRES DIVERS & STAHL, 2019	132
FIGURE 129 : GROUPEMENT D'ŒUFS DE KAPSULOTAENIA SP. (CESTODE) CHEZ UN MORELIA VIRIDIS, x400, D'APRES MALEK & AL., 2020.....	132
FIGURE 130 : ŒUF DE TREMATODE DIGENEEN POSSEDANT UN MYRACIDIUM CHEZ UN LIMAFORMOSA CROSSI, x400, D'APRES MALEK & AL., 2020.	132
FIGURE 131 : PROBABLE ŒUF D'ACANTHOCEPHALE CHEZ UN MORELIA VIRIDIS, D'APRES WOLF ET AL., 2014	133
FIGURE 132 : ŒUF DE PENTASTOME CHEZ UN VARANUS SP. (SAURIEN), x400, D'APRES DIVERS & STAHL, 2019. NOTER LES QUATRE CROCHETS DE LA LARVE VISIBLES DANS L'ŒUF.....	133
FIGURE 133 : COCCIDIE (GENRE ISOSPORA SP. OU EIMERIA SP.) CHEZ UN MALAYOPYTHON RETICULATUS, PARC N°2 (A GAUCHE) ET CHEZ UN EUNECTES MURINUS, PARC N°6 (A DROITE), x400, PHOTO I. RONDEAU. NOTER L'ABSENCE DE DISTINCTION DES SPOROZOÏTES DANS L'OOCYSTE QUI EMPECHE L'IDENTIFICATION PRECISE DU GENRE.	134
FIGURE 134 : IDENTIFICATION DE CRYPTOSPORIDIUM SP. A LA COLORATION ZIEHL-NEELSEN CHEZ UNE ELAPHE GUTTATA, D'APRES RATAJ ET ZAL., 2019	134
FIGURE 135 : OOCYSTES DE SARCOCYSTES (FLECHES NOIRES) ET TREMATODE TYPE DIGENEA (A DROITE) CHEZ UN MORELIA VIRIDIS, x400, D'APRES WOLF ET AL., 2014. TRAIT ROUGE : 20µM.....	135
FIGURE 136 : KYSTES D'ENTAMOEBAS SPP CHEZ UN SERPENT SANS COLORATION SPECIFIQUE (A DROITE), D'APRES WOLF ET AL. 2014.	135
FIGURE 137 : TROPHOZOÏTE QUADRINUCLEE DE ENTAMOEBAS INVADENS CHEZ UN EUNECTES MURINUS, x400, D'APRES MALEK & AL. 2020.....	135
FIGURE 138 : LOCALISATION DES DIVERS PARASITES INTERNES INFESTANT LES AMPHIBIENS. D'APRES WRIGHT AND WHITAKER, 2001.	136
FIGURE 139 : ŒUFS DE STRONGYLOIDES CHEZ UNE THELODERMA CORTICALE, PARC N°9, x400, PHOTO I. RONDEAU.	136
FIGURE 140 : OPALINIDES DU GENRE ZELLERIELLA SP. CHEZ UNE DENDROBATES SP. A GAUCHE : TROPHONTE (STADE NAGEANT). NOTER LA PRESENCE DE CILS TOUT AUTOUR DU TROPHONTE ET LES DEUX NUCLEUS DE MEME TAILLE (N). A DROITE : KYSTE DE ZELLERIELLA SP. NOTER LA DIFFERENCE DE TAILLE ENTRE LE TROPHONTE ET LE KYSTE PAR RAPPORT AUX ERYTHROCYTES (E). D'APRES WRIGHT AND WHITAKER, 2001.	137
FIGURE 141 : CYSTACANTHE D'ACANTHOCEPHALE DANS LES CAVITES D'UNE DENDROBATES SP. VISUALISER LE PROBOSCIS (P) CARACTERISTIQUE DE CE PARASITE. D'APRES WRIGHT AND WHITAKER, 2001.	137

FIGURE 142 : ŒUF DE PENTASTOME CHEZ UN VARANUS SP. (SAURIEN), x400, D'APRES DIVERS & STAHL, 2019. NOTER LES QUATRE CROCHETS DE LA LARVE VISIBLES DANS L'ŒUF	138
FIGURE 143 : OOCYSTES NON SPORULES DE COCCIDIES CHEZ UNE AMNIRANA GALAMENSIS ET UNE PHLYCTIMANTIS LEONARDI, PARC N°10, x400, PHOTO I.RONDEAU. ESPECE DE COCCIDIE IMPOSSIBLE A DETERMINER SANS DISTINGUER LES SPOROZOÏTES.	138
FIGURE 144 : SCHEMAS DE FLAGELLES D'AMPHIBIENS, D'APRES WRIGHT AND WHITAKER, 2001.	139
FIGURE 145 : KYSTES D'ENTAMOEBAS SPP CHEZ UN SERPENT SANS COLORATION SPECIFIQUE (A DROITE), D'APRES WOLF ET AL. 2014.	139
FIGURE 146 : TROPHOZOÏTE QUADRINUCLEE DE ENTAMOEBAS INVADENS CHEZ UN EUNECTES MURINUS (SERPENT), x400, D'APRES MALEK & AL. 2020.	139
FIGURE 147 : NOMBREUX ŒUFS DE NEMATODES CHEZ UNE HYLA PUNCTATA, D'APRES WRIGHT AND WHITAKER, 2001.	140
FIGURE 148 : LARVE DE NEMATODE CHEZ UNE HYLA PUNCTATA, D'APRES WRIGHT AND WHITAKER, 2001.	140
FIGURE 149 : ŒUF DE NEMATODE CHEZ UNE CERATOBATRACHUS GUENTHERI, D'APRES WRIGHT AND WHITAKER, 2001.	140
FIGURE 150 : ŒUFS D'ACARIENS CHEZ UN PALEOSUCHUS PALPEBROSUS, PARC N°2, x400, PHOTO I.RONDEAU. NOTER UN DEBUT DE DIFFERENCIATION DES DIFFERENTES PARTIES DU FUTUR ACARIEN A GAUCHE : LA TETE A GAUCHE, PUIS LES PATTES DE CHAQUE COTE.....	141
FIGURE 151 : ŒUFS D'ACARIENS CHEZ UN PHELSUMA GRANDIS, PARC N°1, x200 (ZOOM x400), PHOTOS I.RONDEAU.....	141
FIGURE 152 : ŒUF DE MYOCOPTES MUSCULINUS (ACARIEN DE SOURIS) CHEZ UN VARANNUS VARIUS, PARC N°2, (A GAUCHE) ET CHEZ UN PYTHON MORULUS, PARC N°6, (A DROITE) x400, PHOTOS I.RONDEAU. NOTER L'ASPECT ALLONGE DE CES ŒUFS D'ACARIENS, TYPIQUE DE M. MUSCULINUS.....	142
FIGURE 153 : ŒUF DE MYOCOPTES MUSCULINUS (ACARIEN DE SOURIS) DEFORME PAR LA SOLUTION DE FLOTTATION CHEZ UN GASTROPHOLIS PRASINA, PARC N°1, x400, PHOTO I.RONDEAU.....	142
FIGURE 154 : ACARIEN CHEZ UN CORRELOPHUS CILILATUS, PARC 10, x200, PHOTO I.RONDEAU.....	143
FIGURE 155 : ACARIEN CHEZ UN BUFOTES OEWZONI, PARC 10, x200, PHOTO I.RONDEAU	143
FIGURE 156 : ŒUFS D'OXYURES (A. TETRAPTERA A GAUCHE, S. MURIS A DROITE) PSEUDOPARASITES DE SOURIS CHEZ UN GONYOSOMA OXYCEPHALUM, PARC N°9, x400, PHOTOS I.RONDEAU.....	143
FIGURE 157 : ŒUFS DE CESTODES (HYMENOLEPIS DIMINUTA A GAUCHE ET H. NANA A DROITE), PSEUDOPARASITES APPARTENANT A UNE SOURIS, x400, D'APRES DIVERS & STAHL, 2019.....	143
FIGURE 158 : OOCYSTE D'ORIGINE INCONNUE CHEZ UN UROMASTYX GEYRI, PARC N°1, x400, PHOTO I.RONDEAU	144
FIGURE 159 : ELEMENTS VEGETAUX CHEZ UN OSTEOLAEMUS TETRASPIS, PARC N°1, x400, PHOTO I.RONDEAU.....	144
FIGURE 160 : TRACHEIDE (ELEMENT VEGETAL) CHEZ UNE CENTROCHELYS SULCATA, PARC N°1, x200, PHOTO I.RONDEAU	145
FIGURE 161 : POIL VEGETAL POUVANT ETRE CONFONDU AVEC UNE LARVE DE NEMATODE OU UN SEGMENT DE CESTODE CHEZ UN PHELSUMA GRANDIS, PARC N°1, x400, PHOTO I.RONDEAU	145
FIGURE 162 : FILAMENTS DE MYCELIUM CHEZ UN UROPLATUS FIMBRIATUS, PARC N°1, x400, PHOTO I.RONDEAU	145

TABLE DES TABLEAUX

TABLEAU 1 : QUESTIONNAIRE N°1 ENVOYE AUX VETERINAIRES INSCRITS SUR LA LISTE DE L'AFVPZ EN AVRIL 2020.	70
TABLEAU 2 : SECOND QUESTIONNAIRE ENVOYE AUX VETERINAIRES IMPLIQUES DANS L'ETUDE, DE MAI A SEPTEMBRE 2020	71
TABLEAU 3 : RESULTATS DETAILLES PAR PARASITE. LE POURCENTAGE REPRESENTE LE NOMBRE DE RESULTATS COMPRENANT AU MOINS UN PARASITE DU GROUPE INDIQUE PARMIS LE NOMBRE TOTAL D'ECHANTILLONS TESTES POSITIFS.	87
TABLEAU 4 : TRAITEMENTS ANTIPARASITAIRES INTERNES UTILISABLES CHEZ LES REPTILES (BLANC) ET AMPHIBIENS (GRIS) DANS LA LITTERATURE.....	91
TABLEAU 5 : TRAITEMENTS ANTIPARASITAIRES INTERNES CHEZ LES CHELONIENS	94
TABLEAU 6 : TRAITEMENTS ANTIPARASITAIRES CHEZ LES OPHIDIENS	95
TABLEAU 7 : TRAITEMENTS ANTIPARASITAIRES CHEZ LES SAURIENS.....	96
TABLEAU 8 : TRAITEMENTS ANTIPARASITAIRES INTERNES CHEZ LES AMPHIBIENS	96
TABLEAU 9 : PREVALENCE PARASITAIRE SELON LES ETUDES	98

TABLE DES ANNEXES

ANNEXE 1 : TABLEAU A JOINDRE COMPLETE AUX ECHANTILLONS	152
ANNEXE 2 : CEUFS DE NEMATODE (PROBABLE CAMALLANUS TRISPINOSUS) CHEZ UNE CENTROCHELYS SULCATA, X400, PARC N°1. 152	
ANNEXE 3 : OOCYSTES RESSEMBLANT A DES SARCOCYSTES CHEZ UN UROPLATUS FIMBRIATUS, PARC N°1, X400. PHOTO I.RONDEAU.	152
ANNEXE 4 : CEUFS D'OXYURES CHEZ UN CALUMMA PARSONII, PARC N°1, X200.	153
ANNEXE 5 : CEUFS D'ACANTHOCEPHALE OU D'OXYURE CHEZ UN GASTROPHOLIS PRASINA, PARC N°1, X400. PHOTOS I.RONDEAU. 153	
ANNEXE 6 : CEUFS DE TREMATODES (MAIS PETITE TAILLE) OU KYSTES DE NYCTOTHERUS SPP. CHEZ UNE DIPLODERMA SPLENDIDUM, PARC N°2, X400. PHOTOS I.RONDEAU.	153
ANNEXE 7 : ORGANISMES REFRINGENTS LEGEREMENT VERTS CHEZ UNE PELUSIOS CASTANEUS, PARC N°2, X400. PHOTOS I.RONDEAU.	154
ANNEXE 8 : CEUFS D'OXYURES OU D'ACANTHOCEPHALE (MOINS PROBABLE) CHEZ UN TIMON LEPIDUS, PARC N°3, X400.....	154
ANNEXE 9 : SARCOCYSTIS OU AUTRE ORGANISME CHEZ UN TIMON LEPIDUS, PARC N°4, X400. PHOTOS I.RONDEAU.	154
ANNEXE 10 : CEUF D'ACANTHOCEPHALE OU PSEUDOPARASITE DE SOURIS OU ENCORE CEUF D'OXYURE DEFORME CHEZ UNE VIPERA BERUS, PARC N°4, X400. PHOTOS I.RONDEAU.	155
ANNEXE 11 : CEUFS DE STRONGLE (PEUT-ETRE CHAPINIELLA SP.) OU NON PARASITAIRE, CHEZ UNE ASTROCHELYS RADIATA, PARC N°4, X400. PHOTOS I.RONDEAU.....	155
ANNEXE 12 : NEMATODE LIBRE OU PARASITAIRE CHEZ UNE EMYS ORBICULARIS, PARC N°4, X400. PHOTOS I.RONDEAU.	155
ANNEXE 13 : NEMATODE LIBRE OU PARASITAIRE CHEZ UN EPICRATES CENCHRIA, PARC N°4, X400. PHOTOS I.RONDEAU.....	156
ANNEXE 14 : ORGANISME INCONNU, RESSEMBLANT A NEMATOPHILA SP. OU PARASITE DE SOURIS CHEZ UN CORALLUS HORTULANUS, PARC N°4, X400. PHOTOS I.RONDEAU.....	156
ANNEXE 15 : STRONGYLOIDES DOUTEUX (CAR PETIT) CHEZ UN BOA SANZINIA, PARC N°4, X400. PHOTOS I.RONDEAU.	156
ANNEXE 16 : PROBABLE ASCARIDIDE CHEZ DES FURCIFER PARDALIS, PARC N°4, X400. PHOTOS I.RONDEAU.	157
ANNEXE 17 : CEUFS ET LARVES D'OXYURE PSEUDOPARASITE DE RAT (SYPHACIA MURIS) (PRITCHETT 2007) OU NEMATODE LIBRE CHEZ UN OXYBELIS FULGIDUS, PARC N°4, X400. PHOTOS I.RONDEAU.....	157
ANNEXE 18 : CEUFS D'ACARIEN OU DE STRONGLE CHEZ UN TUPINAMBIS TEGUIN, PARC N°4, X400. PHOTOS I.RONDEAU.....	158
ANNEXE 19 : CEUFS D'ACARIENS OU STRONGYLOIDES EN DIVISION CHEZ UNE PLATEMYS PLATYCEPHALA, PARC N°4, X400, PHOTOS REALISEES A 8MIN D'INTERVALLE. PHOTOS I.RONDEAU.	158
ANNEXE 20 : CEUFS LARVES ET LARVE (DEFORMEE PAR LE SOLVANT) CHEZ UNE DYSOPHUS GUINETII, PARC N°4, X400. PHOTOS I.RONDEAU.	159
ANNEXE 21 : LARVES DE STRONGYLOIDE CHEZ UN TRITURUS CRISTATUS, PARC N°4, X200 (LARVE ENTIERE, A GAUCHE), X400 (ZOOM SUR L'EXTREMITE ANTERIEURE). PHOTOS I.RONDEAU.	159
ANNEXE 22 : LARVE DE STRONGYLOIDES OU RHABDIAS CHEZ UN ICTHYOSAURA ALP. REISERI, PARC N°4, X400. PHOTOS I.RONDEAU.	160

ANNEXE 23 : ŒUF D'ACARIEN OU DE STRONGLE (ENVIRON 70µM DE LONG) CHEZ UNE PHYLLOMEDUSA TRINITATIS, PARC N°4, X400. PHOTOS I.RONDEAU.	160
ANNEXE 24 : ŒUFS LARVES DE STRONGYLOIDES OU DE PENTASTOME CHEZ UNE PHYLLOMEDUSA TRINITATIS, PARC N°4, X400. PHOTOS I.RONDEAU.	160
ANNEXE 25 : NEMATODE LIBRE OU PARASITAIRE CHEZ UNE MANTELLA AURANTIACA, PARC N°4, X200. PHOTOS I.RONDEAU.	161
ANNEXE 26 : NEMATODES LIBRES OU STRONGLES PARASITAIRES CHEZ UNE AGALYCHNIS SPURELLI, PARC N°4, X200 POUR LE FOND X400 POUR LES ZOOMS. PHOTOS I.RONDEAU.	161
ANNEXE 27 : ŒUF LARVE TYPE STRONGYLOIDES, CO-INFECTION AVEC LES ORGANISMES PRESENTS	162
ANNEXE 28 : ŒUFS LARVES TYPE STRONGYLOÏDES CHEZ UNE AGALYCHNIS DACNICOLOR, PARC N°4, X400. PHOTOS I.RONDEAU. .	162
ANNEXE 29 : ŒUFS LARVES TYPE STRONGYLOÏDES CHEZ UNE CRUZIOHYLA CRASPEDOPUS, PARC N°4, X400. PHOTOS I.RONDEAU.	163
ANNEXE 30 : LARVES, ŒUF LARVE ET ADULTE TYPE STRONGYLOÏDES CONTENANT DES ŒUFS CHEZ UNE BOMBINA VARIEGATA, PARC N°4, X400 (A GAUCHE ET MILIEU), X200 (A DROITE). PHOTOS I.RONDEAU.	163
ANNEXE 31 : LARVE DE NEMATODE PARASITAIRE CHEZ UNE DENDROBATES TINCTORIUS AZUREUS, PARC N°5, X400. PHOTOS I.RONDEAU.	164
ANNEXE 32 : LARVE DE NEMATODE PARASITAIRE CHEZ UN BUFO BUFO, PARC N°5, X400. PHOTOS I.RONDEAU.	164
ANNEXE 33 : STRONGYLOIDES CHEZ UNE DENDROBATES LEUCOMELAS, PARC N°5, X400. PHOTOS I.RONDEAU.	164
ANNEXE 34 : NEMATODE PARASITAIRE CHEZ UNE EPIPEDOBATES TRICOLOR, PARC N°5, X400. VISUALISER L'ŒUF DE FORME ARRONDIE EN HAUT A DROITE. PHOTOS I.RONDEAU.....	165
ANNEXE 35 : LARVE (A GAUCHE) ET EXTREMITÉ BUCCALE D'UN ADULTE (A DROITE) DE NEMATODE PARASITAIRE CHEZ UNE EXCIDOBATES MYSTERIOSUS, PARC N°5, X400. PHOTOS I.RONDEAU.	165
ANNEXE 36 : MONTAGE PHOTO ENTRE UNE EXTREMITÉ ANTERIEURE ET UNE EXTREMITÉ POSTERIEURE D'UN NEMATODE PARASITAIRE CHEZ UNE EXCIDOBATES MYSTERIOSUS, PARC N°5, X400. PHOTOS I.RONDEAU.	166
ANNEXE 37 : TRES PROBABLE STRONGYLOÏDES CHEZ UNE PANTHEROPHIS GUTTATUS, PARC N°10, X400 A GAUCHE, X200 A DROITE. PHOTOS I.RONDEAU.	166
ANNEXE 38 : CRYPTOSPORIDIES CHEZ UN EUBLEPHARIS MACULARIUS, PARC N°10, X400. PHOTOS I.RONDEAU.	167
ANNEXE 39 : LARVE ET ŒUF LARVE CHEZ UN ANOLIS CAROLINENSIS WC, PARC N°10, X400. PHOTOS I.RONDEAU.	167
ANNEXE 40 : PROBABLES SARCOCYSTES CHEZ UN GEKKO GEKKO, PARC N°10, X400. PHOTOS I.RONDEAU.	168
ANNEXE 41 : KYSTE AMIBIEN INCERTAIN CHEZ UN CROTAPHYTUS COLLARIS WC, PARC N°10, X400. PHOTOS I.RONDEAU.	168
ANNEXE 42 : ORGANISMES D'ORIGINE INCONNUE CHEZ UNE PYXICEPHALUS ADSPERSUS NC ET PHLYCTIMANTIS LEONARDI WC, PARC N°10, X400. PHOTOS I.RONDEAU.....	168
ANNEXE 43 : ŒUFS LARVES ET LARVE TYPE STRONGYLOIDES CHEZ UN BUFO TERRESTRIS, PARC N°10, X400 A GAUCHE, X200 A DROITE. PHOTOS I.RONDEAU.	169
ANNEXE 44 : PROBABLES ŒUFS DE STRONGLES (A GAUCHE) ET D'ASCARIS CHEZ PHLYCTIMANTIS LEONARDI WC, PARC N°10, X400. PHOTOS I.RONDEAU.	169
ANNEXE 45 : ŒUFS TYPE STRONGLE X400 (CI-DESSUS), VERS AVEC ŒUFS A L'INTERIEUR, X200 (CI-CONTRE), CHEZ UNE PHYLLOMEDUSA BURMEISTERI NC, PARC N°10. PHOTOS I.RONDEAU.	170
ANNEXE 46 : ŒUFS ET LARVES DE TYPE STRONGYLOIDES CHEZ UN BUFO QUERCICUS WC, PARC N°10, X400 A GAUCHE, X200 A DROITE. PHOTOS I.RONDEAU.....	170
ANNEXE 47 : ACARIEN CHEZ UN PHELsuma MAD. MADAGASCARIENSIS, PARC N°10, X200. PHOTOS I.RONDEAU.	171
ANNEXE 48 : ACARIENS CHEZ UNE MANTELLA AURANTIACA SEMAINE 4, PARC N°4, X200 PHOTOS I.RONDEAU.	171
ANNEXE 49 : ACARIEN CHEZ UNE MANTELLA AURANTIACA, SEMAINE 4, PARC N°4, X100. PHOTOS I.RONDEAU.....	171
ANNEXE 50 : PROBABLES MYCETES CHEZ BASILISCUS PLUMIFRONS ET BASILISCUS VITTATUS WC, PARC N°10, X400. PHOTOS I.RONDEAU.	171

Introduction :

Les reptiles et amphibiens sont des animaux très répandus en parcs zoologiques et les efforts pour leur préservation sont de plus en plus marqués de nos jours. Malgré la grande variété d'espèces qu'ils représentent, ils restent encore peu connus et sous-estimés par une majorité tandis que le déclin de ces populations en milieu naturel est une réalité. De la même manière, le parasitisme a longtemps été ignoré par les scientifiques chez ces espèces, et l'intérêt pour celui-ci a largement progressé ces dernières années, jusqu'à lui donner une importance majeure en parc. En effet, ses conséquences sur le bien-être animal et la forte prévalence d'infestations parasitaires en captivité ont accru l'intérêt pour ces pathologies. La gestion du parasitisme est alors aujourd'hui considérée comme l'une des principales missions des vétérinaires. Celle-ci passe par l'utilisation d'outils pratiques à destination des équipes en charge de ces animaux, afin de leur permettre de diagnostiquer facilement les organismes présents en coproscopie et de pouvoir mettre en place une thérapie adaptée, qu'elle soit d'ordre zootechnique ou médicale.

L'objectif de cette étude a été de créer cet outil pratique, sous la forme d'un atlas coproscopique des reptiles et amphibiens, pour aider à la diagnose des parasites retrouvés chez ces espèces en captivité et pour préciser leur rôle pathogène chez ces animaux. Ce projet s'est dessiné en trois étapes. Dans un premier temps, une étude bibliographique rassemblant l'ensemble des organismes et microorganismes pouvant être mis en évidence lors d'examen coproscopiques a été réalisée. Ensuite, une étude de terrain a été menée dans neuf parcs zoologiques de France et chez un grossiste afin de déterminer ce qui est retrouvé en pratique dans les matières fécales de reptiles et amphibiens, en comparaison avec la bibliographie. Enfin, grâce à la synthèse des deux étapes précédentes, un atlas coproscopique a été proposé, mettant en évidence les parasites effectivement présents chez les reptiles et amphibiens et permettant une identification rapide de ces derniers lors d'analyses de terrains par les vétérinaires.

Dans le vocabulaire médical commun et pour la simplicité de ce document, le mot « parasite » ne fera référence qu'aux organismes vivants sur ou en-dedans d'un organisme hôte en utilisant - au détriment de ce dernier - ses ressources énergétiques nécessaires à son développement. De plus, les virus et bactéries ne seront pas pris en compte. La présente étude se focalise sur les parasites eucaryotes non mycètes qui peuvent être retrouvés lors d'analyses de selles, sans nécessité de recourir à une identification génétique ou moléculaire.

PREMIERE PARTIE : ETUDE BIBLIOGRAPHIQUE DES PARASITES INTERNES DES REPTILES ET AMPHIBIENS

I. Présentation des espèces hôtes

Les reptiles et les amphibiens représentent des classes zoologiques distinctes mais ils sont souvent traités ensemble. En effet, ils partagent de nombreux traits communs en termes de zoologie et de zootechnie. On parle alors **d'herpétologie** pour décrire l'étude des reptiles (non aviens) et des amphibiens, au sens de leur écologie, morphologie et de leur reproduction. De plus il s'agit de deux classes zoologiques ayant longtemps été « oubliées » par la société et dont les actions pour leur préservation ont pris de l'ampleur ces dernières années face à la prise de conscience du déclin silencieux de ces espèces aujourd'hui pour la plupart menacées.

Il existe environ 11 570 espèces de reptiles ((Uetz P) *The Reptile Database*, en ligne, mai 2021) dont 9 132 inscrits sur la liste rouge de l'UICN et 1 589 considérés comme vulnérables, en danger, en danger critique d'extinction ou encore comme éteintes à l'état sauvage, soit 17% des espèces recensées ((IUCN Red List), *Red List of IUCN*, en ligne, octobre 2021).

Les amphibiens rassemblent 8 394 espèces recensées en 2021 ((American Museum of Natural History) *Amphibians of the world, amnh* en ligne, octobre 2021), dont 7 217 espèces inscrites sur la liste rouge de l'UICN. Parmi elles, 2 247 espèces sont considérées comme vulnérables, en danger, en danger critique d'extinction ou encore comme éteintes à l'état sauvage, soit 31% des amphibiens recensés ((IUCN Red List), *Red List of IUCN*, en ligne, octobre 2021).

Les reptiles et les amphibiens présentent de nombreux points communs malgré leur parenté lointaine. La caractéristique principale est leur qualité d'ectotherme : toutes les espèces de ces groupes ont une régulation de leur température corporelle qui dépend de l'environnement dans lequel elles évoluent. Ainsi leur température corporelle n'est pas stable dans le temps (poïkilothermie). Leurs conditions de détention impliquent alors une bonne gestion des conditions climatiques, telles que la température et l'hygrométrie. Par ailleurs, ces animaux ont également un métabolisme ralenti comparé aux mammifères et aux oiseaux, ce qui leur confère des propriétés particulières. Certains auteurs parlent des reptiles et amphibiens comme des « low-energy systems » (Vitt, Caldwell 2014). En effet, ils n'ont pas besoin de se nourrir chaque jour, la majorité de leur énergie provient du métabolisme anaérobie et ils ont « l'air de ne rien faire » une grande partie de la journée (Vitt, Caldwell 2014). Cette dernière propriété s'explique par le fait que la moindre activité nécessite une quantité d'énergie importante de par leur métabolisme lent, ils fonctionnent donc plutôt par pics d'activités séparés de phases de repos leur permettant de récupérer et de se thermoréguler correctement (Divers, Stahl 2019). Il est donc fréquent et non pathologique de constater une faible activité chez la plupart de ces espèces. D'un point de vue médical, un métabolisme lent entraîne également une réaction retardée aux traitements mis en place, quelle que soit la molécule administrée.

Leurs particularités biologiques et leur facilité d'élevage ont permis à de nombreuses espèces de devenir des animaux modèles pour certaines études scientifiques au cours des derniers siècles, notamment en écologie et développement embryonnaire pour les têtards et larves, en comportement et neurosciences pour quelques grenouilles ainsi qu'en génétique et sciences de l'évolution notamment pour le xénope (*Xenopus sp.*) (Vitt, Caldwell 2014).

A. Reptiles

Aujourd'hui, le mot reptile n'a plus de valeur phylogénétique. En effet, les récentes recherches ont mis en évidence l'existence d'un ancêtre commun entre les reptiles et les oiseaux, montrant leur appartenance à un même clade : les sauropsidés. Les reptiles ne correspondent alors pas à un groupe phylogénétique car ils ne rassemblent pas tous les taxons du même ancêtre commun. On parle dans ce cas de groupe paraphylétique (voir **Figure 1**) à propos des reptiles non aviens.

Le groupe paraphylétique des reptiles est divisé en quatre ordres appartenant tous au clade des sauropsidés : les Chéloniens (tortues), les Crocodiliens, les Squamates – lui-même divisé en trois sous-ordres : Ophidiens (serpents), Sauriens (lézards) et Amphisbènes – et enfin les Rhynchocéphales (uniquement composé d'une espèce du genre *Sphenodon*, endémique de Nouvelle-Zélande) (voir **Figure 1**). Le terme « reptile » pouvant aussi être synonyme de « sauropsidé », dans cette étude nous utiliserons exclusivement ce terme à propos de reptiles non-aviens. Les crocodiliens et les oiseaux sont regroupés dans l'ordre des Archosauriens.

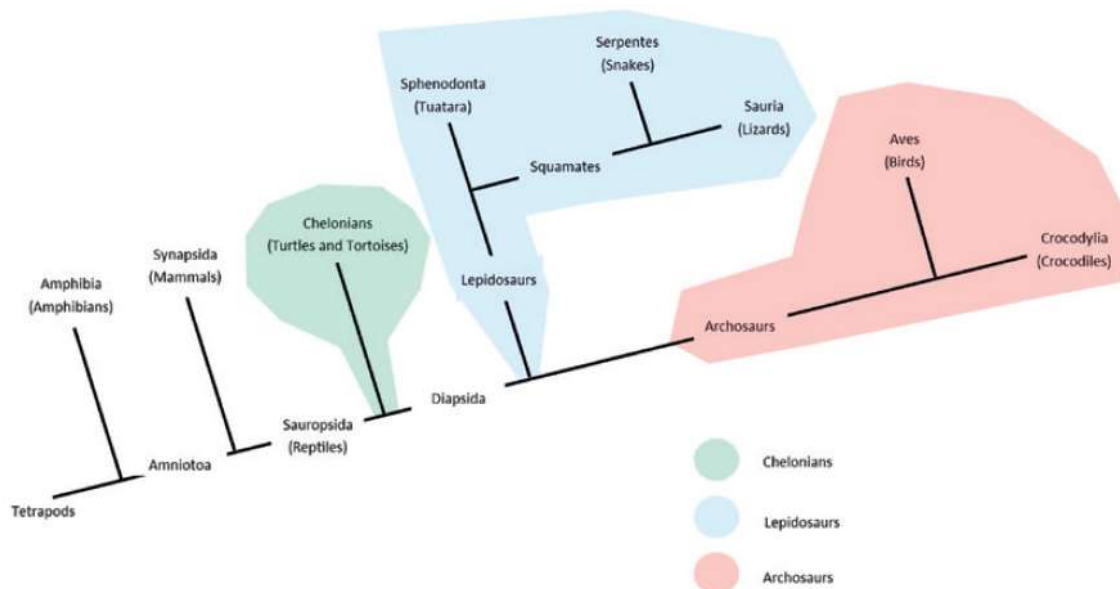


Figure 1 : Cladogramme simplifié des tétrapodes, d'après Divers & Stahl, 2019

Parmi les 11 570 espèces recensées à travers le monde, il existait en mai 2021 d'après le *Reptile database*, (Uetz P), 7059 espèces de lézards, 3 921 espèces de serpents, 361 espèces de tortues, 202 espèces d'amphisbènes, 26 espèces de crocodiliens et enfin une unique espèce de Rhynchocéphale (*Sphenodon punctatus*) représentant à elle seule un ordre à part entière. Chaque groupe précédemment cité est représenté **Figure 2** par un individu représentatif de la forme globale des espèces de ces groupes.



Figure 2 : Exemple de reptile, de gauche à droite et de haut en bas : Chélonien, Sphénodonte, Saurien, Ophidien, Crocodilien, d'après Vitt et Caldwell, 2014

De nombreux parasites internes infestent les reptiles et peuvent toucher tous les organes. Selon le type de parasite, l'animal présentera ou non des signes cliniques. Des signes tels que de la diarrhée, une constipation, une dysorexie ou anorexie ou encore des problèmes de mue peuvent être des conséquences d'une atteinte parasitaire interne et être des signes d'appel à la réalisation d'une analyse coproscopique de contrôle. Dans de nombreux cas, les animaux ne présenteront pas de signes cliniques, une atteinte parasitaire n'est alors pas toujours évidente à diagnostiquer de visu. Certains parasites ont su évoluer conjointement à leur espèce hôte jusqu'à être aujourd'hui considérés comme commensaux à ces dernières, comme c'est parfois le cas des oxyures chez les chéloniens (voir paragraphe *Ordre Oxyurida (oxyures)* p49).

B. Amphibiens

Les amphibiens représentent une classe phylogénétique divisée en 3 ordres : les Anoures, les Urodèles et les Gymnophiones (Wright, Whitaker 2001). Ces espèces nécessitant, pour la grande majorité, l'accès au milieu aquatique pour réaliser leur cycle de vie, ils sont retrouvés sur l'ensemble des continents, excepté en Antarctique (Divers, Stahl 2019). Avec plus de 2 000 espèces d'amphibiens en voie d'extinction inscrits sur la liste rouge de l'UICN, soit un tiers des amphibiens recensés aujourd'hui, ils sont les plus grands marqueurs de la sixième extinction de masse (IUCN Red List).

La classe des amphibiens représente actuellement 8 394 espèces réparties sur l'ensemble du globe et ayant conquis tous les écosystèmes. L'ordre des Anoures est majoritairement représenté avec environ 7 413 espèces en 2021 ((American Museum of Natural History) *Amphibians of the world, en ligne*). Les ordres des Urodèles et des Gymnophiones sont respectivement constitués de 768 et 213 espèces. Ces chiffres s'accroissent chaque année car de nouvelles espèces sont régulièrement découvertes.

Ces espèces vivent dans des environnements humides ou proches de zones aquatiques ce qui leur permet d'éviter la dessiccation et de pouvoir se reproduire. En effet, leur particularité est – pour la grande majorité d'entre-elles – que leur cycle de vie est composé d'une première partie larvaire aquatique avant la métamorphose puis d'une seconde partie terrestre pour la vie adulte (= cycle de

vie complexe) (Vitt, Caldwell 2014). Il s'agit d'espèces anamniotes, ce qui signifie que l'embryon ne possède pas d'amnios pour le protéger de la dessiccation et explique l'importance de la présence d'eau pour la reproduction (Wright, Whitaker 2001). Le stade larvaire évoluant dans l'eau, la larve d'amphibien a donc une respiration branchiale à l'aide de branchies externes ou internes, tandis que l'adulte vivant sur terre possède des poumons et une peau perméable à certaines molécules permettant une respiration secondaire pouvant réaliser parfois l'essentiel des échanges gazeux. Il est à noter que certains amphibiens urodèles sont connus pour être dépourvus de poumons à l'âge adulte, leur respiration est donc dans ce cas 100% d'origine transcutanée (exemple, le genre *Speleomantes*). Leur peau est nue et composée d'une fine couche d'épiderme dépourvue de kératine et ne possédant donc ni écailles, ni poils ni plumes.



Figure 3 : Exemples d'amphibiens, A: Anoures, B: Urodèles; C: Gymnophione; d'après Vitt, Caldwell 2014

Les anoures possèdent quatre pattes, une peau humide et sans phanère, leur particularité étant l'absence de queue, d'où le nom « anoures » qui signifie « sans queue ». Ils regroupent diverses espèces de grenouilles et crapauds qui sont les amphibiens les plus représentés dans le milieu sauvage, puisqu'ils sont retrouvés sur tous les continents excepté en Antarctique. Ils sont également les plus représentés en milieu captif, ayant été longtemps utilisés comme animaux de laboratoires puis aujourd'hui comme animaux de compagnie (Divers, Stahl 2019) (Wright, Whitaker 2001).

Les urodèles possèdent généralement deux paires de pattes, un tégument humide sans phanère et une queue, qui leur confère parfois le nom de « caudata » dans la taxonomie, indiquant la présence de queue. Ils regroupent notamment les tritons et les salamandres. Il existe moins de familles d'urodèles que d'anoures et leur répartition est également réduite, on ne les retrouve en effet qu'en Afrique du Nord, Europe, Amérique du Nord et Centrale et en Asie (Divers, Stahl 2019) (Wright, Whitaker 2001).

Le troisième ordre d'amphibiens est de loin le moins répandu et le plus différent morphologiquement des classiques grenouilles. Les Cécilies (ou Gymnophiones) sont aujourd'hui représentées par 213 espèces répandues dans les régions subtropicales d'Amérique, d'Afrique et d'Asie. Ces animaux en forme de vers peuvent mesurer d'un centimètre à un mètre de long et ont une vie majoritairement souterraine, voire aquatique pour quelques espèces. Seuls quelques rares

spécimens sont maintenus en captivité. Ce sont les seuls amphibiens à posséder quelques écailles dermiques jouant un rôle de barrière physiologique (Divers, Stahl 2019) (Wright, Whitaker 2001).

Leur peau étant, pour la plupart des amphibiens, très fine et perméable, elle en est d'autant plus vulnérable en captivité. Sa qualité (peau lisse, brillante, sans résidus) indique alors un signe d'une bonne gestion zootechnique et d'une bonne santé globale de l'animal. La plupart des espèces ne possèdent des branchies qu'à l'état larvaire mais certaines font exception, telles que l'axolotl (*Ambystoma mexicanum*), *Ambystoma dumerilii* et quelques populations de tritons alpestres (*Ichthyosaura alpestris*) (Wright, Whitaker 2001). On appelle « néoténie » le fait de conserver les caractéristiques larvaires à l'âge adulte.

De manière générale les amphibiens sont peu sensibles aux infestations parasitaires par les helminthes (Wright, Whitaker 2001) et il est parfois difficile de détecter une atteinte parasitaire uniquement par l'aspect de selles car celles-ci sont souvent très petites et ils présentent rarement de la diarrhée. Cependant, comme cité précédemment, la qualité de la peau est un paramètre spécifique de ce groupe d'espèce et est significative de bonnes conditions de vie de l'animal. Une peau en mauvais état, asséchée ou d'aspect hétérogène peut être signe d'une pathologie sous-jacente telle qu'une parasitose. Il faut alors être vigilant sur cet aspect visuel qui semblerait pourtant en premier abord assez éloigné d'une parasitose digestive. Associés à cela, un amaigrissement rapide et une modification du comportement des individus sont également des signes d'appels majeurs lors de parasitose digestive.

Les reptiles et amphibiens sont de plus en plus étudiés à l'échelle de l'espèce et leurs rôles dans l'écosystème sont aujourd'hui mieux connus. Ils interviennent en effet dans tous les maillons de la chaîne alimentaire, que ce soit en tant que proies, prédateurs, pollinisateurs, bioturbateurs du sol ou encore détritivores et sont donc indispensables à l'équilibre du milieu qu'ils habitent (Bower et al. 2019). Leur dépendance aux conditions de vie du milieu les rend vulnérables face au changement climatique évoluant depuis quelques années et a entraîné, avec la destruction massive de leur habitat, un déclin rapide de populations à travers le monde. Face à ce constat, de plus en plus d'espèces de reptiles et amphibiens sont inscrites dans des programmes d'élevage et de conservation, aussi bien *ex situ* avec les programmes d'élevage européens (EEP), qu'*in situ* avec des programmes de réintroduction. La récente réintroduction de tritons alpestres (*Ichthyosaura alpestris*) dans le lac Prokoško des Balkans est par ailleurs un exemple concret de travail conjoint entre ces deux types de conservation (Šunje et al. 2021). De plus, les reptiles et amphibiens font de plus en plus partie de la vie quotidienne en tant que nouveaux animaux de compagnie (NAC) et de plus en plus d'espèces sont commercialisées à travers le monde, d'origine sauvage ou captive, soit autant de possibilités de transmettre des pathogènes d'un pays à l'autre (Rom, Kornaś, Basiaga [sans date]). Un exemple marquant est l'introduction de la chytridiomycose en Europe, champignon parasite qui évolue sur la peau des amphibiens et entraîne des lésions de celle-ci (ulcérations, hyperplasies...) voire la mort. Ce parasite est arrivé dans les populations européennes suite à l'introduction de tritons asiatiques comme animaux de compagnie. Face à ces introductions non sans conséquence, des lois plus strictes voient régulièrement le jour autour de la circulation des animaux d'un pays à l'autre, telle que l'interdiction d'importer un certain nombre d'urodèles au sein des Etats-Unis.

Afin de comprendre comment protéger ces espèces aujourd'hui en danger, il convient de comprendre ce qui les menace. Les maladies infectieuses telles que virus, bactéries, mycètes et parasites sont une cause majeure du déclin de certains groupes (Gómez, Nichols 2013). Parmi elles, les parasites ont un rôle important à jouer par leur diversité et leur facilité de transfert d'une espèce à l'autre.

II. Parasites internes des reptiles et amphibiens

Il existe différents types de cycles de vie parasitaire, selon le nombre d'hôtes nécessaires à son déroulement. Dans le cas d'un cycle monoxène, le parasite n'aura qu'un seul hôte, hôte définitif le plus souvent, indispensable à son développement. Pour les cycles hétéroxènes, le parasite nécessite plusieurs hôtes (spécifiques ou non). On parle de cycle dixène dans le cas où deux hôtes sont nécessaires, trixène, s'il y en a trois, etc. Dans le cas de cycles hétéroxènes, il n'y aura qu'un seul et unique hôte définitif, qui héberge la forme adulte. Les hôtes suivants sont appelés « hôtes intermédiaires » et hébergent la ou les formes larvaires. Il existe aussi des hôtes dits paraténiques, ceux-ci sont facultatifs dans le déroulement du cycle mais peuvent permettre un transport du parasite sans modification de la forme de celui-ci.

Dans le cas de parasites à cycle monoxène, les reptiles et les amphibiens peuvent tous deux jouer le rôle d'hôte définitif, selon l'espèce parasite. Cependant, dans le cas de cycles indirects, les amphibiens ne jouent que très rarement le rôle d'hôte définitif mais sont plutôt des hôtes intermédiaires voire paraténiques (Campião et al. 2015).

Les parasites représentent une part importante de la biodiversité, et sont pourtant souvent sous-estimés ou peu étudiés. Cependant, ils ont un rôle majeur dans l'écologie de certaines espèces, et donc dans la survie de certaines d'entre elles. De nos jours, la parasitologie occupe une place de plus en plus grande dans la sauvegarde des espèces, notamment dans les programmes de conservation *ex-situ*.

Le paragraphe suivant répertorie l'ensemble des organismes parasites pouvant être identifiés en coproscopie chez des reptiles et des amphibiens, qu'ils évoluent en milieu captif ou qu'ils soient issus du milieu naturel. Ces données sont issues de la littérature et classées par ordre ou type de parasites (protozoaires / métazoaires).

A. Éléments de classification et généralités

Les amphibiens et les reptiles sont infestés par de nombreux parasites, qui appartiennent aux mêmes familles que ceux infestant les mammifères et les oiseaux. Certains parasites sont également communs entre ces vertébrés, étant donné que les uns joueront le rôle d'hôtes définitifs tandis que d'autres joueront le rôle d'hôte intermédiaire ou paraténique.

Des parasites peuvent être trouvés dans l'ensemble de l'organisme : intestins, estomac, poumons, peau, tissus mous et même dans le sang (voir **Figure 4** à **Figure 6**). Cette étude se focalise sur les parasites dont les propagules sont excrétées dans les selles et qui peuvent alors être mises en évidence en coproscopie.

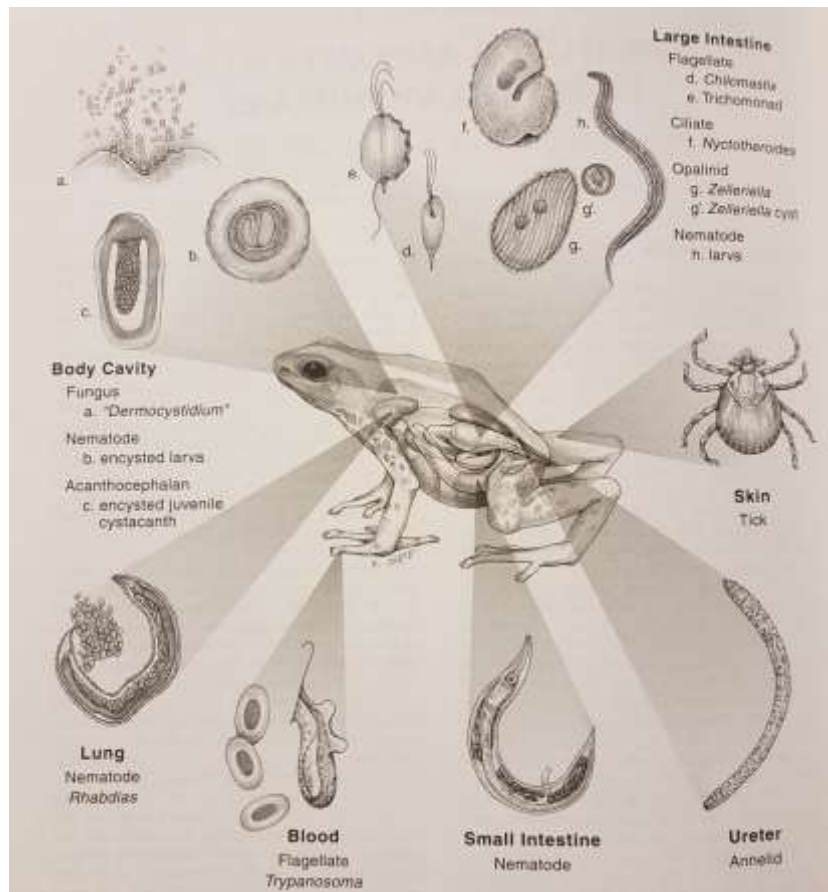


Figure 4 : Diversité et localisation des protozoaires et métazoaires infestant les amphibiens, d'après Wright and Whitaker, 2001

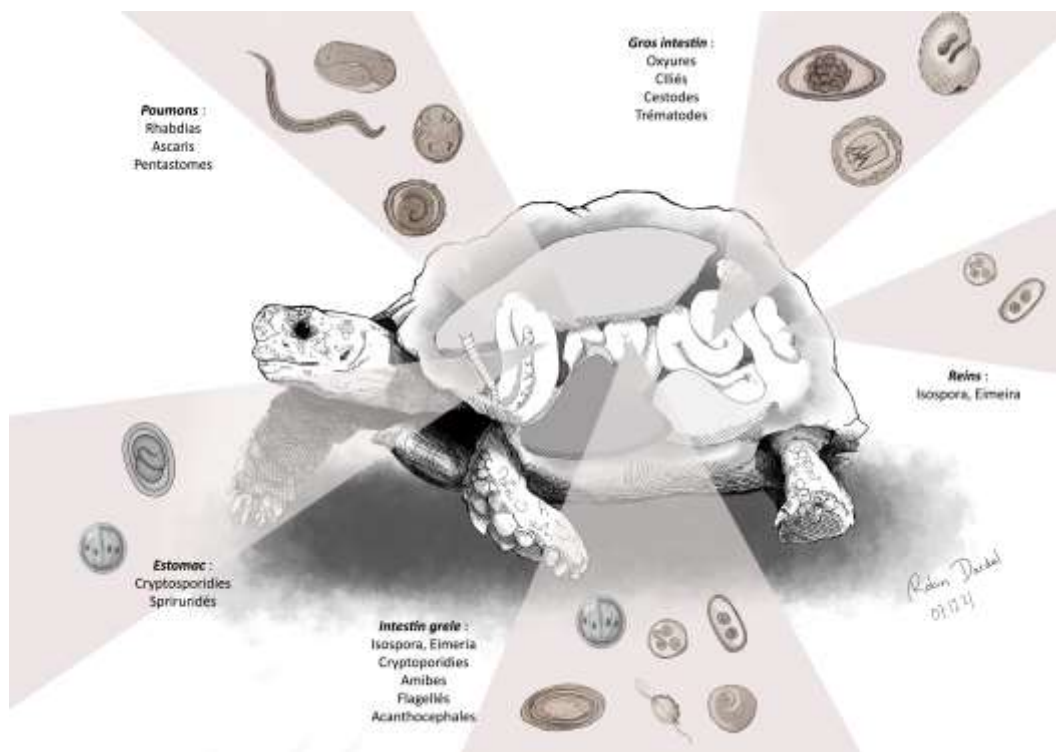


Figure 5 : Diversité et localisation des protozoaires et métazoaires infestant les reptiles. Dessin : Robin Dardel et I.Rondeau.

	Skin	Gills	Lungs	Gastro-intestinal	Viscera	Gonads	Urinary bladder	Gall bladder	Blood	Muscle	Coelom
Protozoa											
Ciliates	+	+		+			+				
Opalinids				+							
Flagellates	+	+		+	+				+		
Amoebae				+	+						
Apicomplexa				+	+				+		
Microsporidia						+		+		+	
Metazoa											
Myxosporidia					+	+	+	+		+	+
Monogeneans	+	+		+	+		+				
Digeneans	+	+	+	+	+		+				
Cestodes	+			+	+					+	+
Nematodes	+		+	+	+				+	+	+
Acanthocephala				+	+				(microfilaria)		+
Leeches	+	+			+						+
Crustaceans	+	+									
Fungi											
<i>Dermocystidium</i>	+	+									

Although organisms from the *Dermocystidium* group are fungi, they are considered here for convenience.

Figure 6 : Répartition des parasites dans les organes des amphibiens, d'après Wright and Whitaker, 2001.

B. Protozoaires

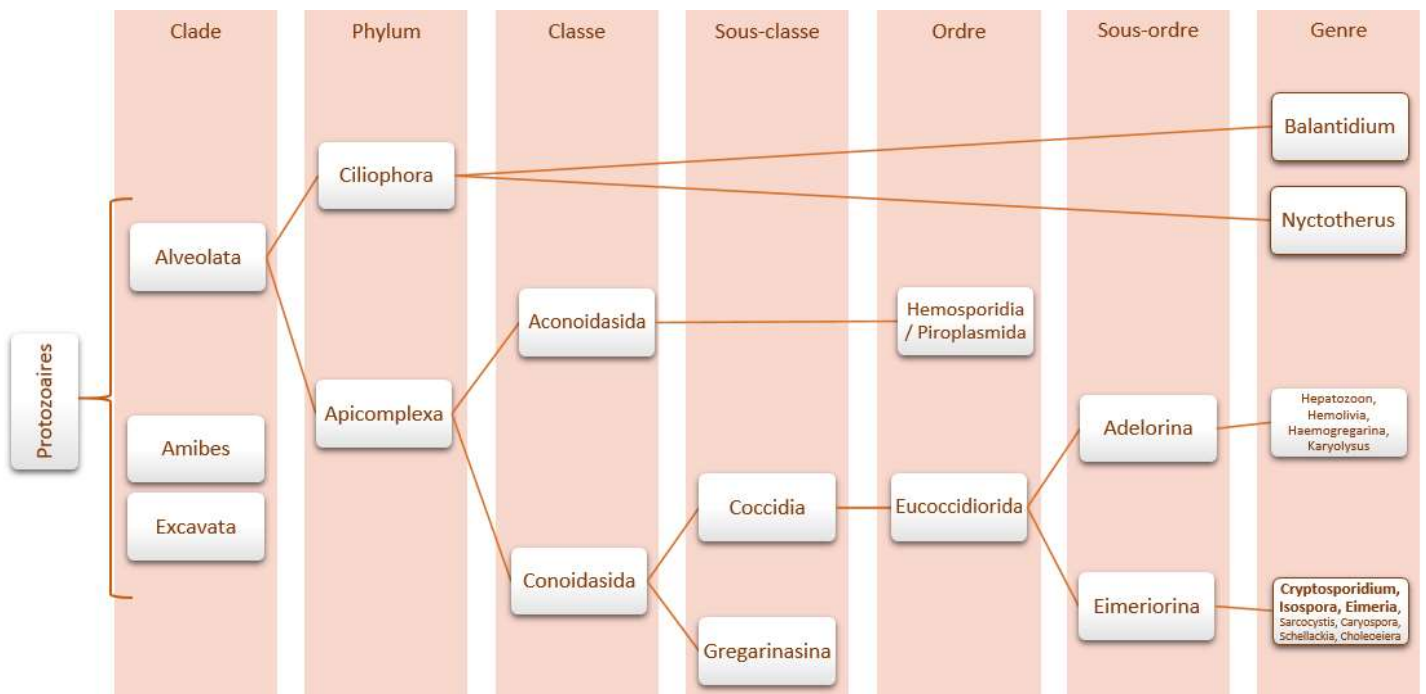


Figure 7 : Arbre phylogénétique simplifié des protozoaires, d'après (Divers, Stahl 2019)

Les protozoaires retrouvés en coproscopie s'installent pour la plupart dans les parois intestinales, modifiant parfois considérablement l'aspect morphologique de ces dernières. Par ailleurs, ils entrent en compétition avec la flore bactérienne initialement présente dans le tractus digestif, se

nourrissant pour la plupart des mêmes nutriments. Ils altèrent donc également la flore digestive. Ces modifications, pourtant à l'échelle microscopique, ont cependant des conséquences à l'échelle de l'organisme puisqu'elles entraînent une altération des propriétés de digestion et d'absorption des intestins, entraînant une baisse d'état général et d'immunité de l'hôte.

Parmi les protozoaires parasites, *Eimeria* et *Isospora* sont les plus fréquemment retrouvés en coproscopie, toutes espèces confondues.

Chez les reptiles et amphibiens, le phylum *Apicomplexa* possède les groupes de parasites les plus importants d'un point de vue clinique (Divers, Stahl 2019).

1. Ciliés, phylum Ciliophora (*Balantidium*, *Nyctotherus*)

Le phylum des *Ciliophora* appartient au clade des *Alveolata* (voir **Figure 7**), regroupant les eucaryotes unicellulaires protégés par une membrane externe (Divers, Stahl 2019).

Balantidium sp. et *Nyctotherus sp.* sont des protozoaires ciliés communément retrouvés en coproscopie chez les reptiles notamment chez les tortues terrestres. Leur pouvoir pathogène est peu connu et ils sont parfois considérés comme commensaux.

a. *Nyctotherus sp.*

- **Epidémiologie** : Plus ou moins fréquent selon l'espèce mais communément retrouvé chez les tortues terrestres (Hedley, Eatwell, Shaw 2013). Quelques cas d'infestation de lézards du genre *Uromastix* ont été rapportées (Rataj et al. 2011).
- **Importance médicale** : Pathogénie peu connue mais peu de pathogénicité rapportée.
- **Importance zoonotique** : NON
- **Description** : Voir **Figure 8** à **Figure 10**. Caractéristiques : cellule ronde enrobée dans une membrane épaisse en forme de haricot, d'environ 30 à 40µm de long, possédant un macronucléus et un micronucléus. Le kyste peut parfois être confondu avec un œuf de trématode. Ils sont à différencier par la présence ou non de signes cliniques ainsi que par la méthode de coproscopie, les trématodes étant des œufs très denses visibles quasi-exclusivement à la sédimentation ou par flottation dans un soluté suffisamment dense pour faire flotter les œufs (densité >1.4) (Wolf et al. 2014) (Hallinger et al. 2018).
- **Cycle biologique** : Transmission par ingestion de kystes infectants, mais non considérés comme pathogènes (Rataj et al. 2011).
- **Traitement** : Inutile de traiter contre ces organismes compte tenu de l'absence de signes cliniques associés.

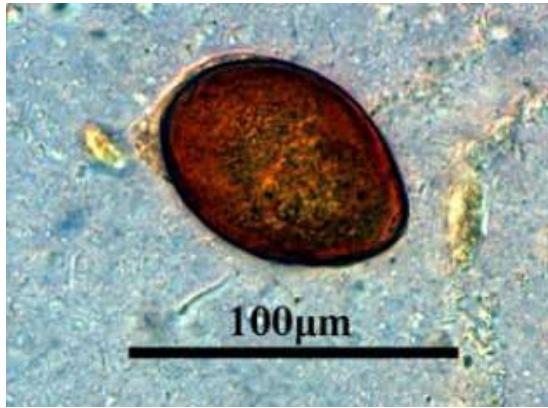


Figure 8 : *Nyctotherus sp.* chez *Geochelone elegans*, d'après Malek et al., 2018



Figure 9 : *Nyctotherus sp.* chez un *Uromastix maliensis* x400, D'après Rataj et al., 2011

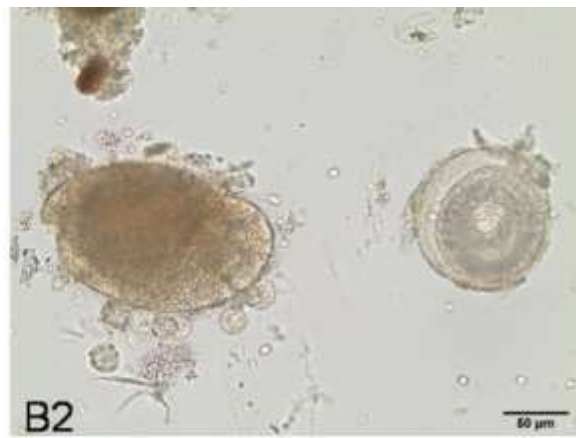


Figure 10 : Kyste (à gauche) et trophozoïte (à droite) de *Nyctotherus sp.* respectivement en observation directe et après sédimentation, D'après (Wolf et al. 2014)

b. Balantidium sp.

- **Epidémiologie :** Communément retrouvés chez les herbivores, notamment les tortues terrestres (Rataj et al. 2011) (Hedley, Eatwell, Shaw 2013) et les lézards (De la Navarre 2011).
- **Importance médicale :** Rares cas de pathogénicité associée rapportée. Dans le cas d'infestations massives leur présence peut entraîner des déséquilibres de la flore gastro-intestinale (Rataj et al. 2011). Dans le cas de stress intense, lié notamment à des conditions de vie défavorables, leur présence peut également entraîner des signes cliniques (De la Navarre 2011). Dans la très grande majorité des cas, il s'agit cependant d'organismes commensaux qui aident à la digestion des fibres.
- **Importance zoonotique :** NON
- **Description :** Voir **Figure 11** à **Figure 13**.

Kyste : de forme arrondie avec un contenu hétérogène, environ 30 à 40µm, visible en observation directe des selles au microscope.

trophozoïte : de forme ellipsoïdale avec une extrémité plus allongée (cytostome et cavité orale), de 100 à 150 µm, visible en méthode d'observation directe ou sédimentation. Ils possèdent un macronucléus et un micronucléus.

- **Cycle biologique** : infestation par ingestion de kystes infestants.
- **Traitement** : Inutile de traiter contre ces organismes compte tenu de l'absence de signes cliniques associés et de leur rôle dans la digestion des fibres. Dans le cas d'infestations massives et de signes cliniques associés, un traitement à base de métronidazole 10-20 mg/kg SID pendant 5 jours peut être mis en place (Wright, Whitaker 2001).



Figure 11 : *Balantidium* spp. au microscope optique, x160, d'après Divers & Stahl, 2019

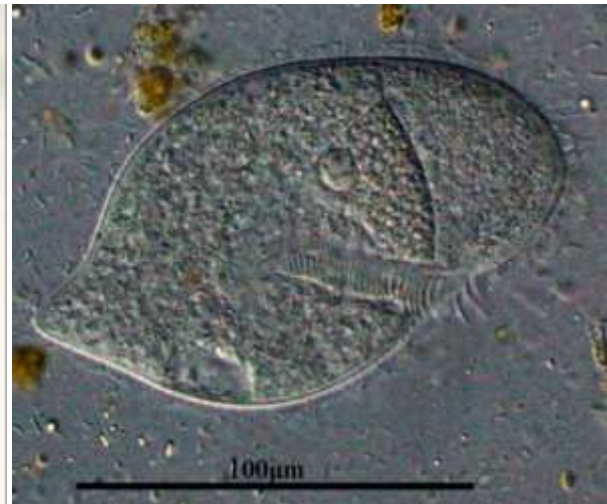


Figure 12 : Kyste de *Balantidium* sp. x400, d'après Hallinger et al., 2018

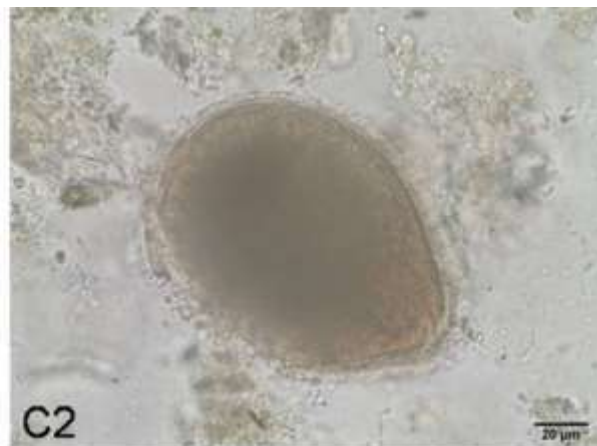


Figure 13 : Kyste (à gauche) et trophozoïte (à droite) de *Balantidium* sp. respectivement en observation directe et après sédimentation, d'après Wolf et al., 2014.

2. Phylum des Apicomplexa : Coccidies – sous-ordre des *Eimeriorina*: *Isospora*, *Eimeria*, *Cryptosporidium*, *Sarcocystis*.

Les coccidies appartiennent au phylum des *Apicomplexa* et sont divisées en deux sous-ordres : les *Adeleorina* et les *Eimeriorina* (voir **Figure 7**). Le sous-ordre des *Adeleorina* est composé de *Hepatozoon*, *Hemolivia*, *Haemogregarina* et *Karyolysus*. Ces parasites circulent dans le sang des individus et ne seront pas retrouvés dans les selles, ils ne seront donc pas décrits ci-dessous. Le sous-ordre *Eimeriorina* comprend les familles suivantes : *Cryptosporidium*, *Isospora*, *Eimeria*, *Sarcocystis*, *Caryospora*, *Schellackia*, *Choleoieira*, dont les quatre premières sont d'intérêt majeur chez les reptiles. Il s'agit de parasites intracellulaires avec un tropisme pour les cellules épithéliales. Ils sont transmis par voie féco-orale et fréquemment retrouvés en parasitologie. Ils réalisent une reproduction sexuée dans l'intestin de l'hôte définitif et sont excrétés dans les selles (Divers, Stahl 2019).

Les cryptosporidies et *Eimeriidae* ont un cycle de vie direct avec un seul hôte, alors que les *Sarcocystes* ont pour la majorité un cycle indirect, bien que les oocystes soient émis par les selles également. Aucun cas de transmission verticale de coccidies n'a été mis en évidence jusqu'à aujourd'hui chez ces espèces (Divers, Stahl 2019).

Leur pathogénicité dépendra de la quantité d'oocystes ingérés, de la capacité de résistance de l'hôte face à la destruction des cellules épithéliales, de la génétique du parasite et de la compétence immunitaire de l'hôte.

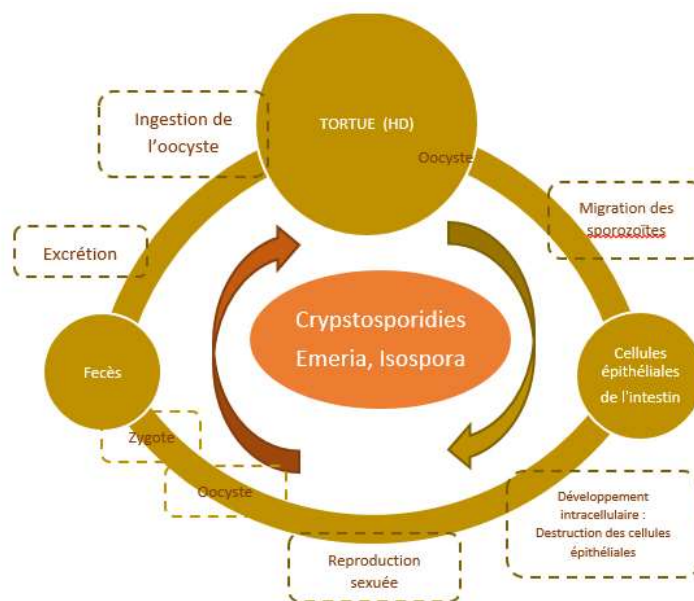


Figure 14: Cycle de vie général des Cryptosporidies, *Eimeria* et *Isospora*, Schéma I.Rondeau.

	Sporocyst No.	Sporozoites/Sporocyst No.
<i>Cryptosporidium</i>	0	4/oocyst
<i>Caryospora</i>	1	8
<i>Isospora</i>	2	4
<i>Sarcocystis</i>	2	4*
<i>Eimeria</i>	4	2

Figure 15 : Morphologie des oocystes de *Eimeriorina* (coccidies), d'après Divers & Stahl, 2019

a. *Isospora, Eimeria*

- **Epidémiologie** : Il s'agit globalement des protozoaires les plus fréquemment retrouvés chez les reptiles et amphibiens bien que certaines études en ont peu mis en évidence (Rataj et al. 2011). Les *Eimeria* sont très souvent hôtes-spécifiques mais des cas de transmissions à des individus de taxa rapprochés sont rapportés (Divers, Stahl 2019). *Isospora amphibolouri* est l'espèce d'Emeridé qui infecte le plus les *Pogona vitticeps*. Elle peut être pathogène chez les jeunes individus.
- **Importance médicale** : Diarrhée, entérite, perte de poids, déshydratation, voire insuffisance rénale et néphrite dans le cas des formes rénales. Ces signes cliniques concernent autant les reptiles que les amphibiens et touchent principalement les jeunes individus, les adultes étant plus résistants, sauf dans le cas de fortes infestations.
- **Importance zoonotique** : NON
- **Description** :
Les oocystes sont identifiables en coproscopie par flottation ou par observation directe. Ils sont caractérisés par leur forme ronde avec un contenu et une paroi réfringents. Ils mesurent de 10 à 20µm et peuvent atteindre 30µm pour les plus grandes espèces. Le contenu des oocystes peut être granuleux (oocyste immature) ou composé de sphères, les sporozoïtes (oocyste sporulé). Chaque oocyste d'*Isospora* et d'*Eimeria* possède un nombre spécifique de sporozoïtes ou de sporocystes qui permettent de les différencier : voir **Figure 15**.
- **Cycle biologique** : Cycle direct avec possiblement des hôtes intermédiaires dans de rares cas. Les coccidies sont des parasites intracellulaires qui se développent principalement dans les cellules épithéliales de l'intestin, voire des reins ou de la vessie pour certaines espèces (coccidiose rénale ou vésicale). Elles y réalisent la gamétogénèse qui permet la libération d'oocystes ou de sporocystes dans les excréments. La transmission à l'hôte suivant se fait ensuite par l'ingestion de ces fèces contaminées.
- **Diagnostic** : coproscopie par flottation pour l'identification des oocystes ou histopathologie intestinale pour observer les inclusions cellulaires au niveau des épithéliums.
- **Traitement** : le traitement médical de la forme digestive passe par l'administration de sulfamides (par exemple 75 mg/kg de sulfadiméthoxine une fois par jour pendant 7 jours) (De la Navarre 2011). L'administration de triméthoprime sulfaméthoxazole (TMS) à 15 mg/kg PO pendant 7 à 14 jours PO chez les amphibiens semble efficace, grâce à l'action antibactérienne du TMS sur la flore bactérienne digestive associée à l'action anticoccidienne du sulfaméthoxazole (Wright, Whitaker 2001). Pour les formes rénales, le toltrazuril peut être utilisé mais ne présente pas une efficacité de 100% (Divers, Stahl 2019).

Pour lutter contre la déshydratation et la perte d'électrolytes liées à l'infection, il est conseillé de donner des bains une fois par jour à tous les deux jours, à base d'eau tiède pour les espèces terrestres, et d'une solution riche en électrolytes (telle que du Ringer Lactate) pour les espèces aquatiques. Comme toute parasitose, une gestion de l'hygiène et de l'environnement est également indiquée, ainsi que l'isolement des jeunes non atteints.

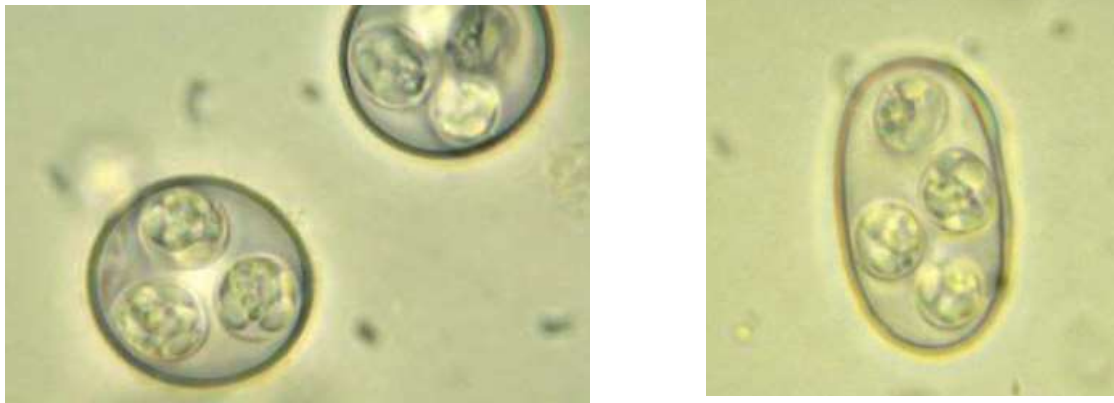


Figure 16 : *Eimeria* sp. chez un gecko Tokay (gauche) et chez un *Pogona vitticeps* (droite), d'après Divers & Stahl, 2019



Figure 17 : Oocystes d'*Isospora* et oeuf d'oxyure chez un *Pogona vitticeps*, x400, d'après Divers et Stahl, 2019

b. *Cryptosporidium*

- **Espèces majoritaires** : un seul genre a été mis en évidence : *Cryptosporidium* sp.

Il existe deux clades principaux : l'un qui infeste la paroi stomacale (*C. serpentis* chez les serpents, *C. testudinis* chez les tortues), l'autre la paroi intestinale. *C. varanii* est le plus fréquent chez les squamates, et *C. ducismarsi* chez les chéloniens (Divers, Stahl 2019).

- **Epidémiologie** :

Les serpents sont plus fréquemment atteints et présentent en général des signes cliniques graves. Les lézards sont aussi fréquemment touchés, notamment les geckonidés, mais présentent des formes cliniques moins graves.

- **Importance médicale** : Les serpents présentent souvent des signes cliniques non spécifiques tels que de la diarrhée, de l'abattement, de la perte de poids mais aussi des signes cliniques plus graves tels que des régurgitations, de la léthargie, voire des gonflements cœlomiques (gonflements gastriques) (De la Navarre 2011). Les lézards peuvent aussi présenter de tels symptômes mais sont globalement moins sensibles que les serpents. Les chéloniens présentent rarement des signes cliniques. De façon générale, les signes cliniques ne sont pas liés à une quantité de parasites mais à leur impact sur le système immunitaire. En effet, les cryptosporidies ont tendance à affaiblir l'immunité de l'hôte (Divers, Stahl 2019).

- **Importance zoonotique** : OUI. Certaines souches sont très pathogènes pour l'Homme, il faut donc prendre des mesures d'hygiène supplémentaires en cas de suspicion de cryptosporidiose et éviter la manipulation des individus affectés.
- **Description** : Les oocystes mesurent de 2 à 5µm et jusque de 8µm de diamètre, ils sont donc bien plus petits que les coccidies précédemment citées. Ils sont composés de quatre sporozoïtes chacun, non enveloppés dans un sporocyste contrairement aux coccidies précédemment citées. Ils sont reconnaissables par leur aspect arrondi rouge à la coloration au Ziehl-Neelsen en observation directe (Divers, Stahl 2019) (De la Navarre 2011). Voir **Figure 18** et **Figure 19**. Voir **Figure 21** pour la description de la technique de coloration.
- **Diagnostic** : Les cryptosporidies peuvent être mises en évidence par analyse histologique des parois gastriques et intestinales (Rataj et al. 2011). Par opposition aux coccidies, les cryptosporidies sont plutôt situées au niveau de la bordure en brosse des cellules épithéliales, et non dans leur cytoplasme.

Les espèces de cryptosporidies ne sont pas différenciables morphologiquement, il faut donc des techniques moléculaires pour les distinguer telles que des analyses moléculaires (PCR spécifiques et séquençages de gènes d'intérêt) (Miller, Fowler 2015). Il est important d'identifier les espèces précisément car certains reptiles peuvent être porteurs de souches non pathogènes telles que *C. muris* qui est retrouvé fréquemment en raison de leur alimentation et transmis par les souris, mais qui peut être pathogène pour les mammifères tels que les Hommes et Canidés (Divers, Stahl 2019).

- **Cycle biologique** : Cycle direct. L'infection se fait par ingestion d'oocystes sporulés présents dans l'environnement notamment dans les selles ou les proies (souris, lézards). Les cryptosporidies vont loger dans les cellules de l'épithélium intestinal et stomacal et s'y développer. Voir **Figure 20**.
- **Traitement** : Aucun traitement efficace connu ce jour, mais le toltrazuril semble efficace selon certaines études (Miller, Fowler 2015). La paromomycine (300-800 mg/kg PO q24-48h pendant 7 à 14 jours (De la Navarre 2011)) ou la nitazoxanide peuvent aider à gérer l'excrétion des oocystes mais pas complètement et restent limitées à un usage hospitalier. Le contrôle de cette parasitose passe alors plutôt par une gestion de l'environnement avec une quarantaine immédiate des animaux infestés, la mise en place de mesures de biosécurité strictes ainsi que de la prévention en amont (Miller, Fowler 2015). En effet, les cryptosporidies sont pour la plupart résistantes dans l'environnement, aux UV et aux désinfectants, il vaut donc mieux éviter l'infestation plutôt que de devoir la combattre (Divers, Stahl 2019).

Un traitement à base de TMP-SMZ (Triméthoprim / Sulfaméthoxazole) a été testé au dosage de 30-60 mg/kg PO SID durant 60 jours (De la Navarre 2011).

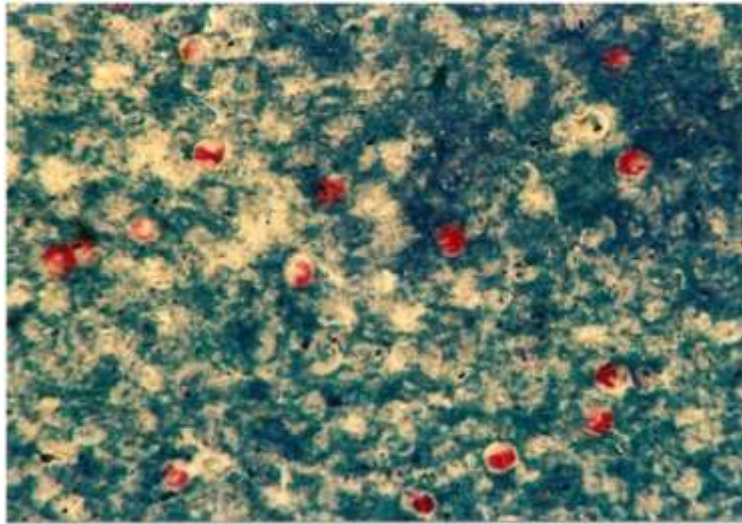


Figure 18: Identification de *Cryptosporidium* sp. à la coloration Ziehl-Neelsen chez une *Elaphe guttata*, d'après Rataj et al., 2019

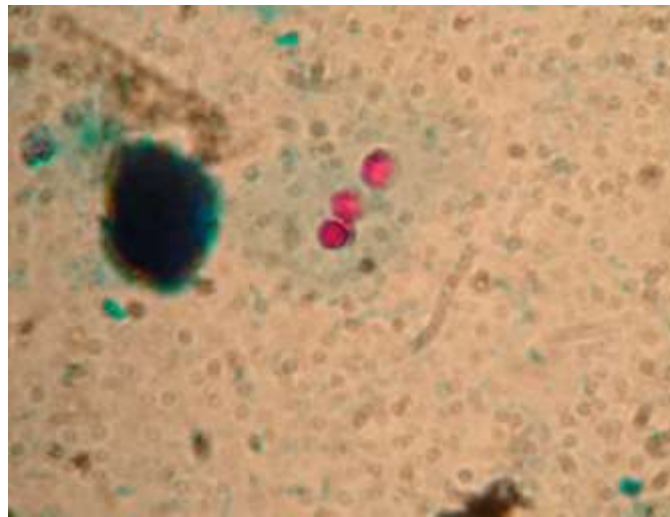


Figure 19 : Oocystes de cryptosporidies chez un *Eublepharis macularius* après coloration au Ziehl-Neelsen, x400, d'après Divers & Stahl, 2019

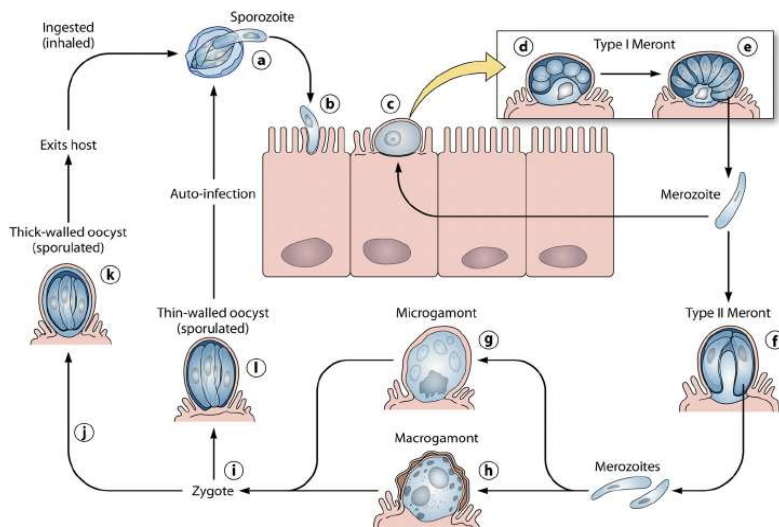


Figure 20 : Cycle de vie de *Cryptosporidium* (ici *Cryptosporidium parvum*, d'après (Bouzig et al. 2013)

1. Make a thin smear of fecal material on the slide and allow to dry.
2. The slide should be placed on the staining rack and covered with methanol (to fix the smear) before being allowed to air dry for 10–15 minutes.
3. Flood the dried slide with strong carbol fuchsin and leave for 10 minutes.
4. Gently wash the carbol fuchsin from the slide with deionized water and before flooding with hydrochloric acid.
5. Wait 1 minute then gently wash the hydrochloric acid from the slide with deionized water.
6. Repeat step 5 until the slide appears light pink in color.
7. Cover the smear with malachite green and leave for 30–60 seconds.
8. Rinse the slide for a final time with deionized water and allow to dry.
9. Examine under the $\times 100$ oil-immersion objective.

Figure 21 : Explications de la méthode d'observation des oocystes de cryptosporidies dans les excréments avec une coloration Ziehl-Neelsen modifiée, d'après Divers & Stahl, 2019

c. *Sarcocystis*

- **Généralités** : *Sarcocystis* est un genre qui appartient à la famille *Sarcocystidae*, à laquelle appartiennent également les genres *Toxoplasma* et *Besnoitia* (Divers, Stahl 2019).
- **Epidémiologie** : Les reptiles peuvent être soit hôte définitif, intermédiaire ou les deux, les carnivores et omnivores étant hôtes définitifs dans la plupart des cas (Divers, Stahl 2019).
- **Importance médicale** : Les signes cliniques sont non spécifiques, à savoir principalement entérite, perte de poids et diarrhée. Des cas de dépression et de mort subite sont rapportés chez les hôtes intermédiaires chez qui les signes cliniques sont souvent plus marqués et graves que chez les hôtes définitifs (Divers, Stahl 2019).
- **Importance zoonotique** : OUI. Les humains peuvent servir d'hôtes intermédiaires aux sarcocystes dont les hôtes définitifs sont les serpents (Divers, Stahl 2019).
- **Description** : Chaque oocyste contient deux sporocystes qui contiennent eux-mêmes quatre sporozoïtes (Voir **Figure 15**). Ils peuvent alors être confondus avec les *Isospora* mais se distinguent par leur plus petite taille et la distinction moins aisée des sporocystes (Divers, Stahl 2019). La paroi des *Isospora* est plus réfringente que celles des sarcocystes. Voir **Figure 22** et **Figure 23** (Wolf et al. 2014).

Les stades primaires sont visibles dans les muscles des hôtes intermédiaires à l'autopsie, caractérisés par des formes allongées blanchâtres dans les muscles et tissus (Divers, Stahl 2019).

- **Cycle biologique** : cycle indirect. Les stades primaires se développent dans les vaisseaux sanguins puis dans les tissus de l'hôte intermédiaire, notamment dans les muscles. Le cycle se poursuit par l'ingestion d'un hôte intermédiaire contaminé par un hôte définitif. Les sarcocystes se développent ensuite dans les intestins de ce dernier, avant de libérer des oocystes dans les fèces. Voir **Figure 24** (Divers, Stahl 2019).

- **Diagnostic** : Observation des oocystes dans les fèces des hôtes définitifs (prédateurs, omnivores) ou mise en évidence d'inclusions sarcocystiques dans les muscles des hôtes définitifs (herbivores, omnivores) (Divers, Stahl 2019).
- **Traitement** : Séparation des hôtes intermédiaires des hôtes définitifs. Il faut notamment être vigilant quant aux proies données aux carnivores / omnivores. Pour un traitement médical, voir gestion des *Isoospora*, *Eimeria* (Divers, Stahl 2019).



Figure 22 : Oocystes de sarcocystes chez une *Malacochersus tornieri*, x400, d'après Divers & Stahl, 2019

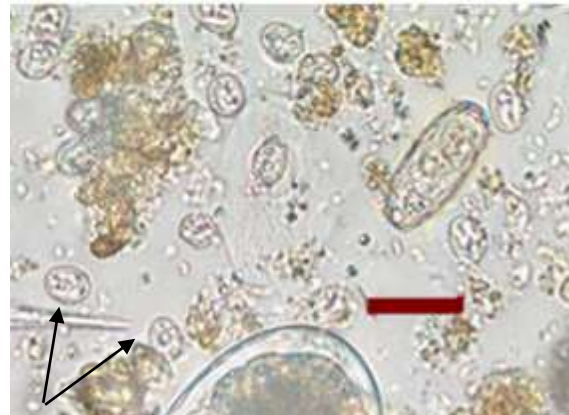


Figure 23 : oocystes de sarcocystes (flèches noires) et œuf de trématode type Digénean (à droite) chez un *Morelia viridis*, x400, D'après Wolf et al., 2014. Trait rouge : 20µm.

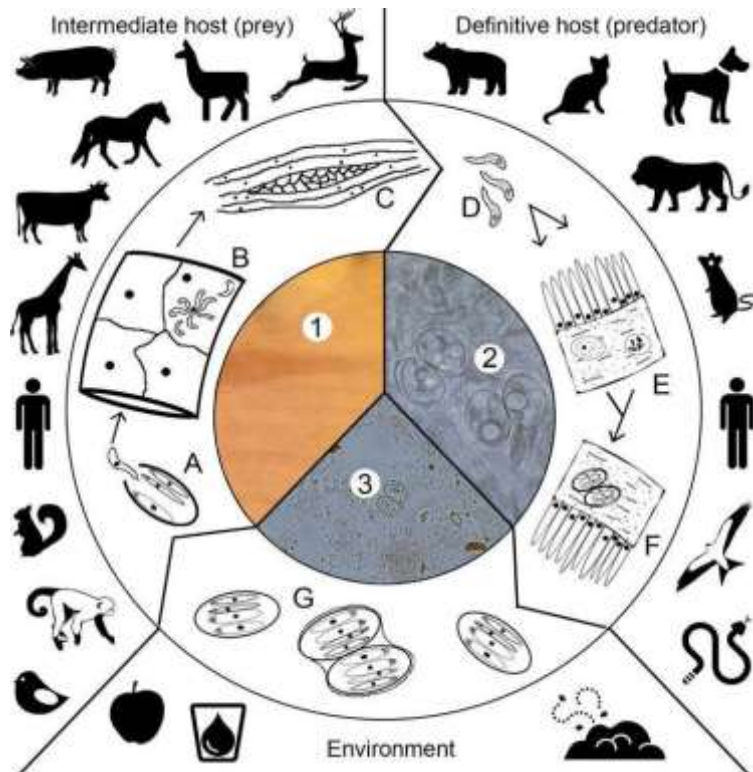


Figure 24 : Cycle de vie de *Sarcocystis* spp. G : au centre, un oocyste contenant deux sporocystes avec chacun quatre sporozoïtes. D'après (Poulsen, Stensvold 2014).

Cas particulier des TINC (*Tortoise intranuclar coccidium*) : Elles concernent principalement les tortues de l'ancien monde, et plus globalement celles de la famille des *Testudinidae* (notamment *A. radiata* et *S. pardalis*). Elles entraînent une maladie multisystémique touchant les cellules épithéliales pouvant être associée à des lésions lymphoplasmocytaires. Les signes cliniques sont non spécifiques incluant de l'anorexie, de la diarrhée, du jetage oculaire et nasal voire des lésions de nécrose des muqueuses orales et gastro-intestinales. Dans la plupart des cas les TINC sont excrétées sous formes d'oocystes en grande quantité dans les fèces. Le diagnostic de confirmation peut être réalisé par PCR sur sang ou sur fèces, ou encore sur du liquide de lavage bronchoalvéolaire. Le traitement consiste en l'administration de ponazuril mais ne semble pas efficace à 100% (Divers, Stahl 2019).

3. Amibes

- **Généralités** : Eucaryotes unicellulaires dont les trophozoïtes se déplacent par extension de leurs pseudopodes et se nourrissent par phagocytose.
- **Espèces majoritaires** : Un unique genre d'amibe infecte le système digestif des ectothermes ci-étudiés : le genre *Entamoeba*. *Entamoeba invadens* est l'amibe retrouvée le plus fréquemment chez les reptiles et *E. ranarum* chez les amphibiens. *E. terrapinae*, *E. insolita*, *E. barreti*, *E. testudinis*, *E. ranarum* ont également été recensées chez les reptiles.
- **Epidémiologie** : Les squamates semblent y être plus sensibles que les crocodiliens et les chéloniens.
- **Importance médicale** : Entérite nécrotique associée à une hépatite qui impacte principalement les squamates mais tous les groupes de reptiles y sont sensibles. Chez les amphibiens, cette parasitose entraîne une anorexie associée à une perte de poids, des gonflements abdominaux ainsi que des troubles gastrointestinaux (Divers, Stahl 2019). *Entamoeba invadens* est l'amibe ayant le plus de conséquences néfastes notamment envers les squamates. Les tortues et les crocodiles sont le plus souvent porteurs asymptomatiques voire symbiontes des amibes et peuvent alors facilement les transmettre aux lézards et serpents qui y sont sensibles (De la Navarre 2011).

E. ranarum est non seulement l'espèce la plus fréquemment retrouvée chez les amphibiens mais également la plus pathogène. Elle est située dans le tractus digestif ou le foie des adultes ou des têtards. *E. ilowaiskii* peut également causer de sévères symptômes chez les batraciens (Wright, Whitaker 2001).

- **Importance zoonotique** : NON
- **Description** : Voir **Figure 25** et **Figure 26**.

Kyste : de 9 à 24µm, organisme unicellulaire de forme ronde composé d'un noyau visible en microscopie électronique (MO). Diagnostic possible aussi sur tissus pour histopathologie.

Trophozoïte : de 9 à 39µm, forme des pseudopodes (protrusions du cytoplasme qui permet le déplacement). Ils sont rarement retrouvés en coproscopie (Rataj et al. 2011).

- **Cycle biologique** : Cycle direct. Transmission par voie féco-orale. Ils logent dans le colon des amphibiens et des reptiles. Des formes d'abcédassions hépatiques peuvent également exister.

- **Diagnostic** : Mise en évidence de kystes voire de trophozoïtes sur des selles très fraîches par observation directe ou par flottation (avec produit très dense ou une goutte de iode). Le diagnostic est morphologique. Cependant une qualité moindre de l'échantillon ou la contamination par d'autres parasites peut restreindre leur mise en évidence. Les amibes peuvent également être identifiées par analyse moléculaire telle que la PCR.
- **Traitement** : Pour les espèces le tolérant, il est possible de lutter contre les amibes en maintenant l'environnement au-delà de 33°C pendant 60 jours. Un traitement médical à base de métronidazole peut également être mis en place en parallèle. Pour les espèces ne tolérant pas de si hautes températures le métronidazole seul semble avoir une action suffisante selon l'infestation et l'espèce concernée. Les posologies varient de 20 à 50 mg/kg PO SID pendant 3 à 5 jours pour les reptiles (Divers, Stahl 2019) et 100mg/kg PO SID pendant 14 jours pour les amphibiens (Wright, Whitaker 2001). On peut aussi utiliser de la paromomycine et de l'iodochlorhydroxyquine (Miller, Fowler 2015).

Le stress et les conditions d'environnement sont des facteurs prédisposant à l'infestation par des amibes, il convient donc de résoudre les problèmes environnementaux avant toute mise en place de traitement médicamenteux. Des bains d'eau tiède sont également recommandés pour les espèces terrestres, et des bains de solution riches en électrolytes tel que le Ringer Lactate pour les espèces aquatiques, afin de rétablir les déséquilibres osmotiques et l'état d'hydratation (Wright, Whitaker 2001). Le métronidazole étant excrété dans les urines, il est prudent de renouveler l'eau des aquariums toutes les 24 heures pour les espèces aquatiques (Wright, Whitaker 2001).

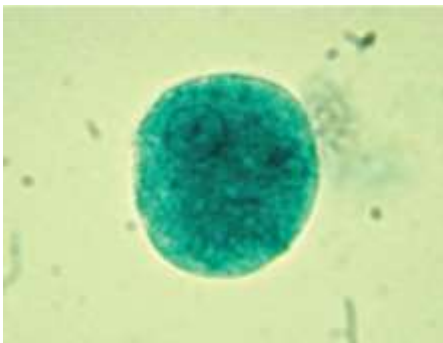


Figure 25 : Trophozoïte amibien *E. invadens*, MO x1000, d'après Divers & Stahl, 2019.



Figure 26 : trophozoïte de *Entamoeba* chez une *Testudo hermanni* après coloration à l'iode, d'après Taubert et al. 2018.

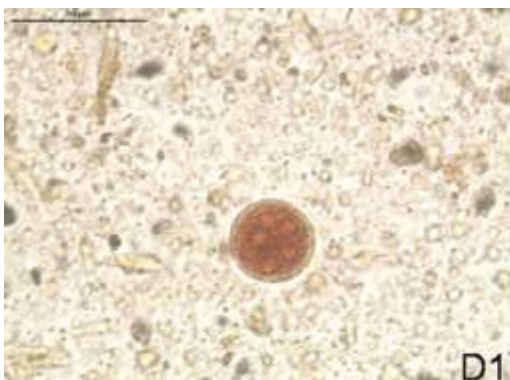


Figure 27 : Kystes d'*Entamoeba* spp. chez une tortue terrestre après coloration à l'iode (à gauche) et un serpent sans coloration spécifique (à droite), d'après Wolf et al., 2014.

4. Flagellés

Les flagellés sont très sensibles aux propriétés osmotiques du milieu et sont détruits dans les solutions hyperosmotiques utilisées lors de coproscopie par flottation. Ils ne peuvent donc pas être diagnostiqués par cette technique, mais uniquement par étalement frais. Ils sont alors visualisés facilement grâce à leurs mouvements au microscope optique.

- **Espèces majoritaires** : Six genres de flagellés ont été mis en évidence chez les reptiles et amphibiens, à savoir *Chilomastix* (tractus digestif des amphibiens), *Giardia*, *Tritrichomonas* et *Trichomonas* peuvent infecter la majorité des reptiles et amphibiens ainsi que des oiseaux. (De la Navarre 2011) D'après (Wright, Whitaker 2001) il existe d'autres genres infectant les amphibiens : à savoir les *Proteromonas*, les *Retortamonads*, les *Diplomonas*, *Oxymonas* et les *Trichomonas* qui se différencient principalement par leur taille et le nombre de flagelles (voir **Figure 29** et **Figure 30**).
- **Epidémiologie** : *Chilomastix* infeste le tractus digestif des amphibiens tels que les salamandres, les grenouilles et les têtards (De la Navarre 2011).
- **Importance médicale** : la plupart des flagellés sont non pathogènes voire commensaux. Certaines souches peuvent être à l'origine de signes cliniques, telles que celles du genre *Hexamita* qui affectent par exemple le système urinaire (reins, vessie) des tortues aquatiques et peuvent entraîner la mort de l'animal. Des conditions de détentions non adaptées telles qu'une alimentation non équilibrée, un stress environnemental ou immunitaire, la présence de flagellés peuvent entraîner des signes cliniques digestifs liés à un déséquilibre de la flore intestinale.
- **Importance zoonotique** : NON.
- **Description** : Comme leur nom l'indique, ces organismes possèdent des flagelles, qui leur permettent de se déplacer dans le chyle digestif.
- **Cycle biologique** : Cycle direct. L'infestation se fait par ingestion d'eau et d'aliments contaminés. Les trophozoïtes se reproduisent à l'intérieur de l'hôte par division binaire. Dans certains cas il existe un stade de kyste latent, restant à l'intérieur de l'hôte sans évoluer. Le développement des flagellés est en effet tributaire de la flore digestive et est opportuniste. En cas de baisse d'immunité ou de déséquilibre de cette flore (par une alimentation inadaptée par exemple), les flagellés vont occuper le milieu et se développer, et peuvent ainsi engendrer des signes cliniques (Wright, Whitaker 2001).
- **Traitement** : Un traitement est rarement recommandé, les flagellés étant pour la plupart des organismes non pathogènes ou commensaux. Cependant, dans le cas d'animaux débilisés ou présentant des signes cliniques, un traitement médical à base de métronidazole peut être mis en place : 10 mg/kg PO SID pendant 5 à 10 jours pour les formes adultes d'amphibiens, ou en bain à 6.6 mg/L pendant 6 à 8 heures une fois par semaine pendant trois semaines (Wright, Whitaker 2001). L'objectif de ce traitement étant de réduire la présence des flagellés qui se sont développés en surnombre et non de les éliminer totalement, leur présence étant souvent importante dans la digestion de l'hôte.



Figure 28 : Flagellés (flèches noires) et organismes inconnus réfringents type coccidie de 5µm de long (flèches blanches) chez un *Pogona vitticeps*, parc n°8, x400, photo I.Rondeau. Noter que les flagellés sont plus visibles en mouvement que sur une image fixe.

Order and genera	Flagella	Axostyle	Undulating membrane	Posterior end pointed	Length in µm	Comments
Protomonadida protomonads <i>Kinetoplasta</i> <i>Protomonas</i>	1 or 2 pairs	-	-	+	10-30	
Retortamonadida retortamonads <i>Chilomastix</i> <i>Retortamonas</i>	2 or 4	-	-	+	5-20	posterior end may be a spike
Diplomonadida diplomonads <i>Eutymonas</i> (E)	Enteromonadidae have 1 or 4	-	-	-	5-20	
<i>Trinastix</i> (T)	Hexamitidae have 8	-	-	±	5-20	hexamitids bilaterally symmetric <i>Ochromisus</i> has a columella seen as a posterior spike
<i>Hexamita</i> (H)						
<i>Cyclostus</i> (C)						
<i>Gardia</i> (G)						<i>Gardia</i> has a sucking disk bacteria frequently attach to surface
Oxymonadida oxymonads <i>Monococcomonoides</i>	4 in 2 pairs	+	-	+	5-15	
Trichomonadida trichomonads <i>Acanthamoeba</i> (A)	4-6	+	- in M	+		
<i>Acanthamoeba</i> (A)						
<i>Micrococcomonas</i> (M)						
<i>Tetrahymena</i> (T)						
<i>Trichomonas</i> (T)						
<i>Trichomonas</i> (T)						

Key: E—Enteromonadidae; H—Hexamitidae; M—Monococcomonadidae; T—Trichomonadidae

Figure 29 : Tableau montrant les distinctions rapides entre les divers flagellés pouvant infester les amphibiens, d'après Wright & Whitaker, 2001.

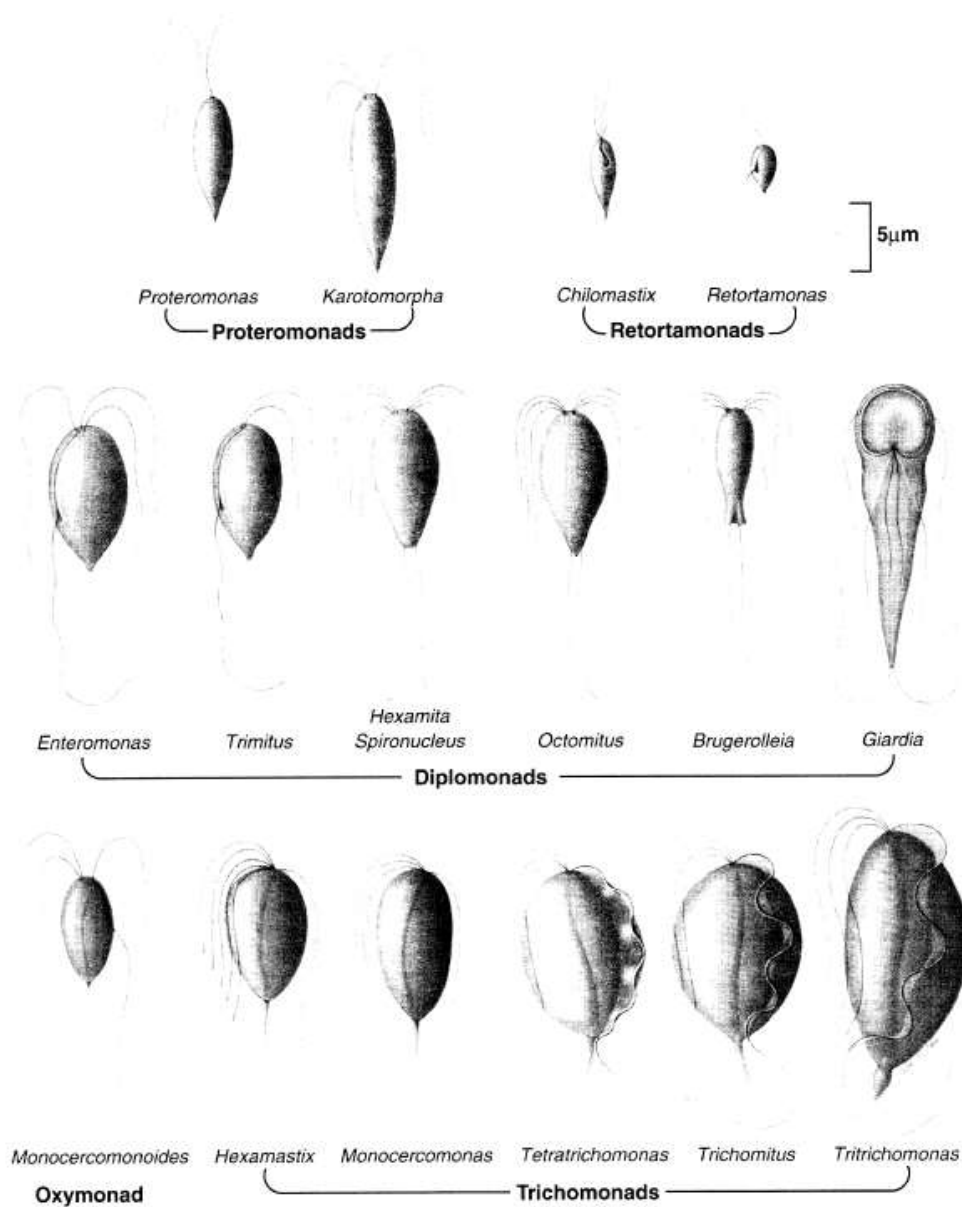


Figure 30 : Variété de flagellés pouvant infester les amphibiens, d'après Wright & Whitaker, 2001.

5. Opalinidés (Famille Opalinidae)

Les Opalinidés sont des protistes de grande taille retrouvés exclusivement chez les amphibiens. Ils sont logés dans le gros intestin et le cloaque (Kostka 2016).

- **Espèces majoritaires** : les genres *Opalina*, *Cepedea*, *Protoopalina*, *Zelleriella*, *Protozelleriella* infestent majoritairement les amphibiens.
- **Importance médicale** : les Opalinidés sont souvent considérés comme commensaux, leur présence entraîne alors rarement de signes cliniques. Ils se nourrissent en effet des aliments non digestibles par l'hôte et n'entrent donc pas en compétition avec celui-ci.

- **Importance zoonotique** : NON.
- **Description** : Leur nom provient de leur aspect opalescent lors de leur observation au microscope optique. Ils sont composés de grosses cellules et possèdent un ou plusieurs dizaines de noyaux (Kostka 2016). Ils sont souvent confondus avec des ciliés par leur forme mais s'en distinguent par la présence de plusieurs noyaux de même taille (et non un macronucléus et un micronucléus) et l'absence de cavité buccale.
Ils peuvent être mis en évidence sur des coproscopies par observation directe. Ils sont alors visualisables par leurs mouvements (trophontes) ou encore par leur aspect opalescent et ovoïde entouré de cils. Les trophontes peuvent mesurer jusqu'à 150µm de long tandis que les kystes mesurent environ 20µm de diamètre.
- **Cycle biologique** : cycle de vie direct. Les adultes (stade trophonte) nagent dans le contenu digestif. Ils peuvent ensuite se diviser ou se reproduire. Suite à la reproduction, des zygocystes sont produits, tandis que certains opalinidés s'enkystent dans les parois digestives (Wright, Whitaker 2001). Ces kystes infestants peuvent ensuite être émis dans les fèces et survivent très bien dans l'environnement. Ils sont alors ingérés par des têtards. La reproduction sexuée de ces kystes a lieu dans ce second têtard, avec la production de zygocystes, eux-mêmes excrétés dans les selles de têtards puis dans l'environnement. Seuls les zygocystes peuvent se développer en adulte mature dans le têtard suivant, les kystes étant uniquement une étape intermédiaire facultative à la formation des zygocystes.
- **Traitement** : pas de traitement médical nécessaire.



Figure 31 : Opalinidés du genre *Zelleriella* sp. chez une *Dendrobates* sp. A gauche : trophonte (stade nageant). Noter la présence de cils tout autour du trophonte et les deux nucléus de même taille (n). A droite : kyste de *Zelleriella* sp. Noter la différence de taille entre le trophonte et le kyste par rapport aux érythrocytes (e). D'après Wright & Whitaker, 2001.

C. Helminthes

1. Nématodes

Plus de 25 000 espèces de nématodes ont été décrites et probablement beaucoup plus encore non découvertes, avec plus de la moitié de celles décrites reconnues comme espèces parasites. Communément appelés « vers ronds », ils ont colonisé l'ensemble des organes des reptiles et amphibiens et répondent à de nombreux traitements antiparasitaires, avec notamment les benzimidazoles, les avermectines et le pyrantel.

Il existe deux phylums : les *Chromadorea* et les *Enopla*. Le phylum des *Chromadorea* est composé des ordres des *Strongylida*, *Rhabditida*, *Spirurida*, *Ascaridida* et *Oxyurida*, tandis que le phylum des *Enopla* comporte les ordres des *Trichinellida* et des *Dioctophymatida*, en ce qui concerne les reptiles (voir **Figure 43**).

a. Ordre des *Rhabditida*

- **Espèces majoritaires** : Genres *Rhabdias*, *Serpentirhabdias*, *Pneumonema*, *Entomelas* dans la famille des *Rhabdiasidae* et le genre *Strongyloides* de la famille des *Rhabditidae*. La grande majorité de ces parasites colonise le parenchyme pulmonaire de l'hôte. Dans quelques cas il peut y avoir enkystement d'autres organes. *Rhabdias bufonis* infeste les poumons des amphibiens et il s'agit du ver pulmonaire le plus fréquent chez les anoues (Wright, Whitaker 2001). Le genre *Strongyloides* colonise le tube digestif après migration pulmonaire.
- **Epidémiologie** : Le genre *Rhabdias* est connu pour son tropisme pour les voies respiratoires notamment le développement des adultes dans les poumons. Les parasites du genre *Strongyloides* sont pathogènes lors de la migration des larves à travers le parenchyme pulmonaire mais aussi lorsque les adultes s'installent dans le tube digestif.
- **Importance médicale** : Signes cliniques associés à la localisation pulmonaire : production de mucus en grande quantité, pneumonie, détresse respiratoire.
- **Importance zoonotique** : NON
- **Description** :

Œufs : la plupart des œufs excrétés sont ellipsoïdes avec une fine membrane et mesurent entre 30 et 70µm (dos Santos et al. 2010). Ils sont translucides et possèdent généralement une larve L1 lors de leur excrétion via les fèces. L'identification moléculaire est indispensable pour distinguer les différentes espèces du groupe.

Larves : 200 à 500µm selon l'espèce et le stade, possède un œsophage caractéristique des Rhabditidés.

Adultes : de 2300 à 4700µm selon l'espèce, les formes libres étant généralement plus petites que les formes parasites (plutôt 700 à 900 µm) (dos Santos et al. 2010). Voir **Figure 33**.

Les œufs de l'ordre des *Rhabditida* sont difficiles à distinguer morphologiquement les uns des autres en coproscopie. Ils sont caractérisés par leur paroi fine et leur forte propension à se présenter sous forme d'œuf larvé (voir **Figure 32**), mais se ressemblent globalement tous. L'identification des larves est également complexe et seule une identification précise des adultes au microscope électronique ou par analyse moléculaire permet de réellement faire la différence entre les espèces (dos Santos et al. 2010). La **Figure 33** illustre les détails des adultes de la famille des *Strongyloidea*

(ordre des *Rhabditida*). La connaissance de l'espèce précise ou du genre n'est dans la plupart des cas pas indispensable car le traitement restera globalement le même d'une famille à l'autre.

- **Cycle biologique** : Ces parasites ont un cycle biologique complexe qui alterne des phases de vie libre et de vie parasitaire. L'infestation se fait par l'ingestion d'œufs, de larves ou encore par la pénétration directe de larves à travers le tégument. Les stades infectants pénètrent alors la peau puis vont rejoindre les poumons pour la plupart (les intestins pour les *Strongyloïdes*) dans la muqueuse desquelles vont se fixer et se développer les adultes. Les œufs sont ensuite émis par les adultes, rejoignent le pharynx puis le tractus digestif pour finalement être rejetés dans les selles sous forme de larves (dans la plupart des espèces) ou d'œufs. On retrouvera ainsi plus fréquemment des larves en coproscopie et plus rarement des œufs larvés. Les larves ainsi excrétées poursuivront leur développement en stade L3 infestant et iront infester l'hôte suivant, ou bien elles évolueront en adulte à vie libre qui pourront, eux, créer un stade infestant de larve L3 (Divers, Stahl 2019) (Wright, Whitaker 2001) (De la Navarre 2011) (Miller, Fowler 2015).
- **Traitement** : Isoler les individus porteurs, et les traiter avec des bains d'ivermectine ou de lévamisole. Ces parasites pouvant évoluer sous forme libre, il convient également de réaliser un vide sanitaire avec un nettoyage en profondeur de l'habitat (De la Navarre 2011).

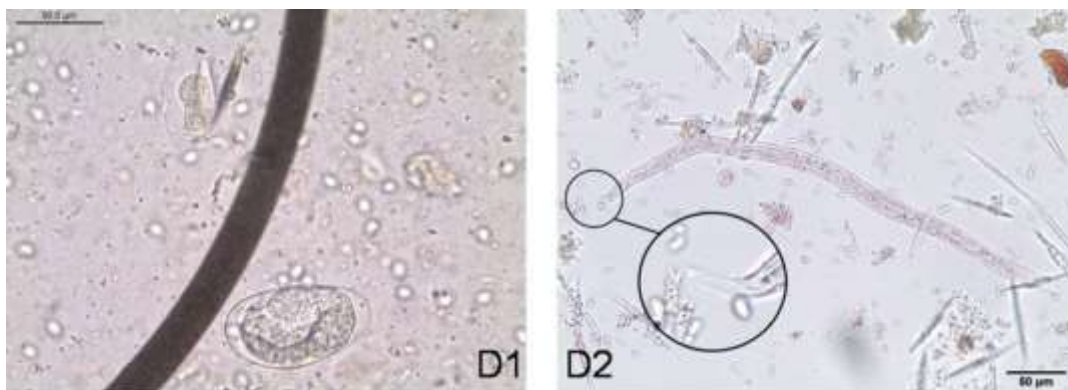
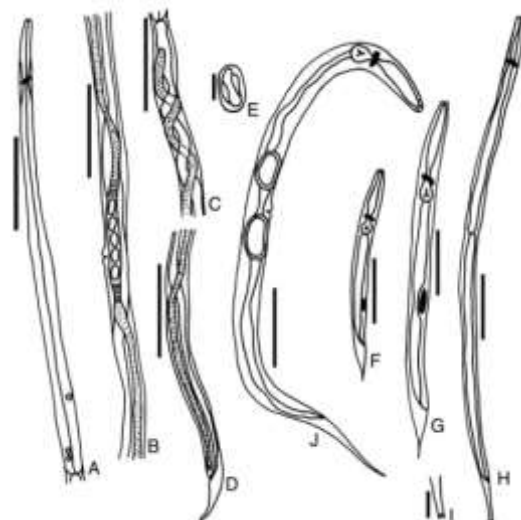


Figure 32 : Œuf de Rhabditidé (à gauche, en haut) et de Strongle (à gauche, en bas, type *Kalicephalus* sp.) en flottation totale (à gauche) et larve infestante de Rhabditidé par sédimentation (à droite), chez un *Boa constrictor*, d'après Wolf et al., 2014.



(A) Détails de l'oesophage; (B) Détails de la vulve et des œufs ; (C) Ovaire spirallé autour de l'intestin en sa partie crâniale ; (D) Queue; (E) Œuf ; (F–J) formes libres de strongyloïdes ; (F) larve L1; (G) Larve L2 ; (H) Larve L3 ; Echelle : 200µm (A, B, C, D), 30µm (E), 100µm (F, G, H, J)

Figure 33 : Aspect morphologique de *Strongyloides ophidiae*, d'après Dos Santos et al. 2010

b. Ordre des Strongylida

Espèces majoritaires : Le genre *Kalicephalus* sp. est très commun chez les serpents ; *Oswaldocruzia* sp. et *Bakeria* sp. chez les squamates en général. Le genre *Chapiniella* infecte plutôt les tortues du Nouveau Monde.

Importance médicale : La plupart des infestations par des strongles entraînent des signes cliniques plus ou moins graves mais non spécifiques comme une diarrhée, une anorexie et une baisse d'état général. Une infestation par des nématodes du genre *Kalicephalus* entraîne quasiment systématiquement des signes cliniques graves.

Importance zoonotique : NON

Description :

Œufs : Forme ellipsoïdale avec une paroi très fine. Le contenu est hétérogène souvent composé d'une morula de couleur transparente à marron et qui n'occupe pas toute la place dans l'œuf. Ils mesurent souvent plus de 40µm de long et c'est la principale différence qu'ils présentent avec les œufs de l'ordre des *Rhabditida*.

Les adultes du genre *Kalicephalus* possède une capsule buccale bien développée parfois munie de crochets et les mâles possèdent en plus une bourse copulatoire proéminente.

Cycle biologique : Cycle direct avec ingestion d'une larve infestante par l'hôte définitif.

Traitement : Enlever les selles et substrats organiques potentiellement contaminés par des larves infectantes, nettoyer les substrats. Le lévamisole peut également être utilisé comme sur la plupart des nématodes. Des bains d'eau tiède réguliers sont également recommandés pour maintenir un bon état d'hydratation de l'animal.

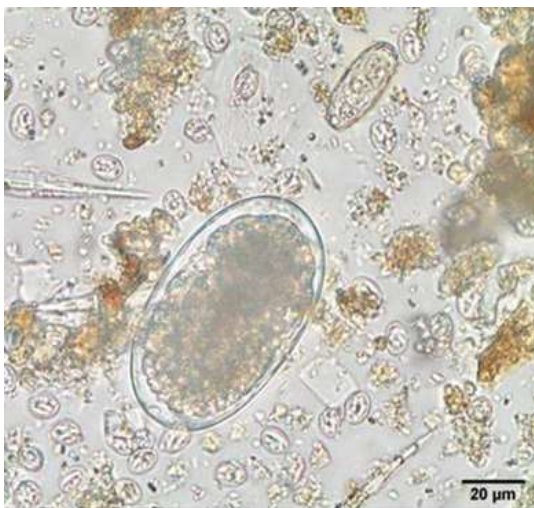


Figure 34 : Œufs de strongle (milieu), trématode (en haut à droite) et *Sarcocystis* sp. (en fond), d'après Wolf et al., 2014.

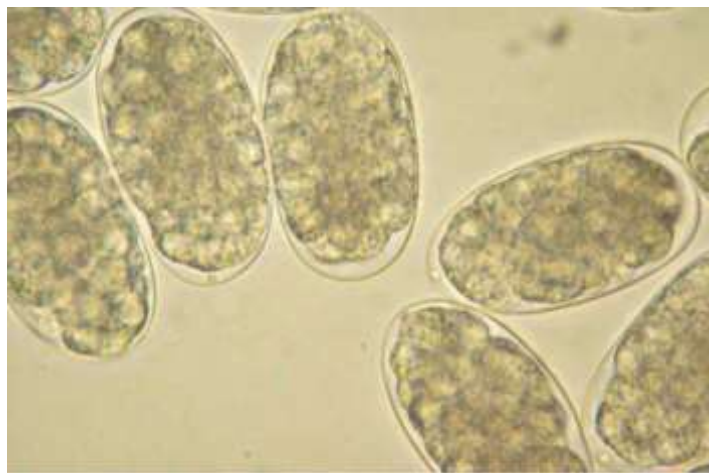


Figure 35 : Œufs de *Kalicephalus* sp. chez un *Coluber constrictor*, x400, d'après Divers & Stahl, 2019.

c. Ordre *Oxyurida* (oxyures)

- **Genres majoritaires :** *Ozolaimus*

- **Epidémiologie :**

De nombreux groupes infestent les reptiles et sont pour la plupart hôtes-spécifiques. Certaines tortues peuvent être contaminées par plusieurs espèces d'oxyures à la fois. Il s'agit du parasite majoritairement retrouvé chez les tortues (voir paragraphe **Comparaison à d'autres études**), en effet, il est retrouvé le plus fréquemment chez des tortues et des lézards. Selon les études réalisées 45% à 80% des tortues sont parasitées par des oxyures (Hedley, Eatwell, Shaw 2013). Lorsque des oxyures sont retrouvés chez des serpents il faut faire preuve de vigilance en raison de la coinfestation possible par des oxyures de souris non spécifiques. L'infestation de serpents par des oxyures spécifiques est très rare et il convient de différencier les cas de pseudoparasitisme par les parasites issus des proies ingérées par les ophidiens (Pritchett 2007).

- **Importance médicale :** Relation commensale avec l'hôte pour la plupart des espèces, avec rarement l'expression de signes cliniques. Jamais pathogène chez les tortues. Certaines études ont même posé l'hypothèse d'un rapport bénéfique pour l'hôte avec une diminution des cas de constipation et une meilleure qualité des selles en présence d'oxyures (Hedley, Eatwell, Shaw 2013).

D'autres études rapportent également des exemples de relation mutualiste comme dans le cas des têtards *Rana catesbeiana* qui se développent plus rapidement et présentent une meilleure fermentation digestive en présence d'une espèce d'oxyures spécifique, *Gyrinicola batrachiensis*, ce qui témoigne dans ce cas d'une relation mutualiste et non parasitaires (Divers, Stahl 2019).

- **Importance zoonotique :** NON

- **Description :**

Œufs : Allongés, avec une face aplatie et une face arrondie avec parfois une lentille à une extrémité de l'œuf.

Adultes : Présence d'un bulbe œsophagien spécifique à l'extrémité crâniale. Les femelles possèdent une queue allongée et pointue, tandis que les mâles se différencient par une extrémité postérieure spécifique à chaque espèce (voir **Figure 37**) (Divers, Stahl 2019) (Malysheva 2016).

La flottation permet de mettre en évidence les œufs d'oxyures voire des adultes. Les adultes peuvent également être retrouvés à l'autopsie de l'hôte, et peuvent mesurer jusqu'à 1cm de long selon les espèces, dans les portions distales de l'intestin.

- **Cycle biologique :** Cycle : direct, les individus se contaminent directement via leurs propres fèces par ingestion d'œufs ou de larves infestantes. Des cas de migration larvaire transcutanée ont également été rapportés (De la Navarre 2011). Cette infestation simple et diversifiée explique pourquoi on trouve si facilement des oxyures chez les espèces herbivores, omnivores ou frugivores qui se nourrissent à même le sol en captivité.

Les adultes vivent et se développent dans la lumière du gros intestin.

- **Traitement :** Comme dit précédemment, la présence d'oxyures est rarement associée à des signes cliniques, et ils sont souvent considérés comme commensaux grâce à leur action sur la digestion des fibres, notamment chez les tortues. Leur présence est donc généralement utile à l'hôte et nécessite rarement la mise en place de traitements (Divers, Stahl 2019). Cependant, lors de la brumation des tortues, les oxyures peuvent profiter d'une baisse d'immunité de

l'hôte (diminution du métabolisme) et se développer. A son réveil l'animal fortement parasité pourra ainsi se retrouver affaibli et mourir des suites de cette forte infestation. Une vermifugation précédant la mise en hibernation est donc parfois nécessaire, à base de nématocides tels que du lévamisole ou du fenbendazole.

Il est important de bien distinguer une infestation par des strongles et par des oxyures. Leurs œufs se ressemblent beaucoup mais l'approche clinique ne sera pas la même, les strongles étant la plupart du temps pathogènes.

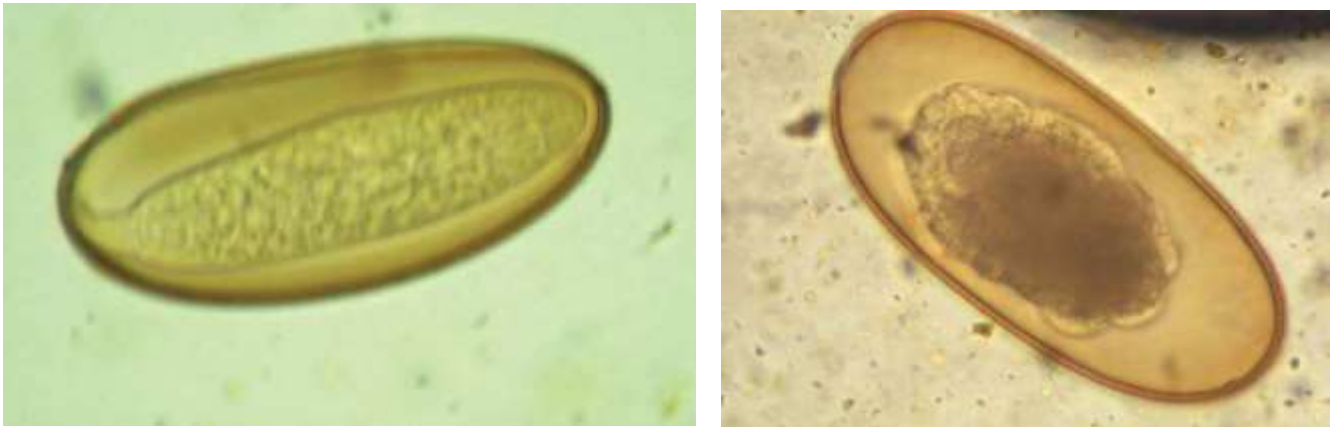


Figure 36 : Œuf d'*Ozolaimus sp.* (Oxyure) chez un iguane vert x400 (gauche), Œuf d'oxyure inconnu chez *Testudo graeca* x400 (droite), d'après Divers & Stahl, 2019.

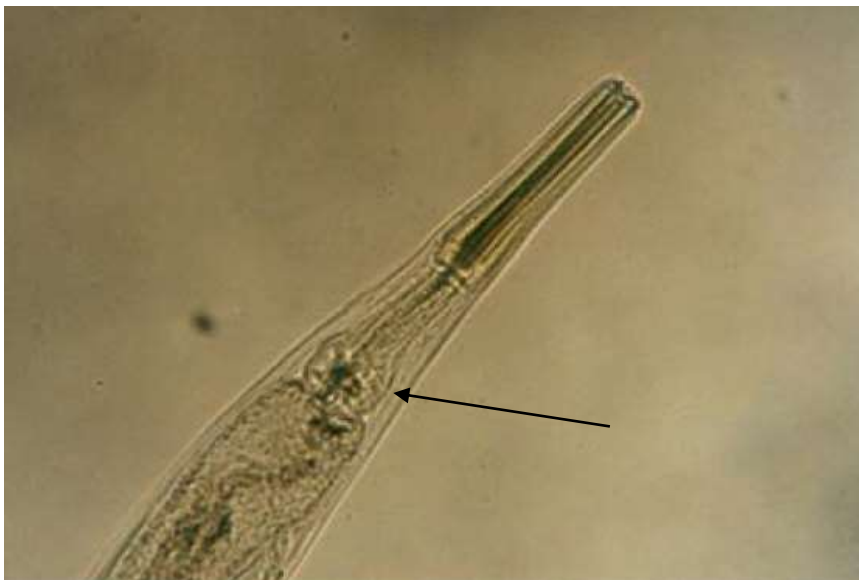


Figure 37 : Oxyure adulte, partie crâniale. Le bulbe œsophagien caractéristique est bien visible (flèche), d'après Rataj et al., 2011.

d. Ordre Spirurida

- **Espèces majoritaires** : Les genres *Abbreviata* sp. et *Tanqua* sp. sont communément retrouvés chez des Varans monitors, tandis que les parasites des genres *Spiroxys* et *Serpinema* infectent plutôt les tortues d'eau douce.
- **Epidémiologie** : Les reptiles peuvent être hôte intermédiaire ou hôte définitif.
- **Importance médicale** : Lésions gastriques et buccales chez les hôtes définitifs, telles que des lésions granulomateuses par des *Spiroxys* sp. ou des lésions de pancréatite chez des tortues d'eau douce infestées par *Serpinema* lors de la migration des larves. Certaines espèces sont également hématogènes (Divers, Stahl 2019).
- **Importance zoonotique** : NON.
- **Description** : En coproscopie les œufs sont facilement identifiables par leur aspect larvé pour la plupart des espèces. Les larves ont un aspect courbé également caractéristique, faisant penser à un trombone. Ils mesurent environ 20µm de large et 100 à 150 µm de long. La principale différence morphologique avec les œufs de *Rhabditida* (également larvés) est l'épaisseur de leur paroi, qui est plus épaisse chez les Spiruridés (Divers, Stahl 2019).
- **Cycle biologique** : Cycle indirect avec un ou deux arthropodes (fourmis, copépodes) comme hôtes intermédiaires majoritairement. Les reptiles peuvent être, selon l'espèce, hôte définitif ou intermédiaire ou encore hôte paraténique, ce qui peut faciliter la réalisation du cycle de vie du parasite en milieu captif. Les larves peuvent s'enkyster chez les squamates hôtes paraténiques (Divers, Stahl 2019). Les larves colonisent de nombreux organes chez les hôtes intermédiaires dans lesquels ils s'enkystent.
- **Traitement** : Nettoyer fréquemment les déjections des hôtes définitifs lorsqu'ils sont en cohabitation avec des hôtes intermédiaires pour éviter la poursuite du cycle. Les traitements médicamenteux sont souvent longs et compliqués en raison des localisations variées des larves dans de multiples organes chez les hôtes intermédiaires. Lors de fortes infestations chez les hôtes intermédiaires où les Spiruridés sont enkystés dans les tissus, l'utilisation d'anthelminthiques peut entraîner une réponse inflammatoire excessive suite à la libération d'antigènes parasitaires qui peut être délétère pour les organes touchés, voire létale pour l'animal (Divers, Stahl 2019). Une endoscopie pour retirer manuellement un maximum de larves enkystées peut être une possibilité pour limiter ces effets néfastes liés au traitements médicamenteux (Miller, Fowler 2015). Dans le cas de présence d'adultes dans la cavité buccale il est plus aisé de les retirer à la pince puis de traiter médicalement (De la Navarre 2011).



Figure 38 : Œufs de spiruridé chez un lézard, d'après Wolf et al., 2014.

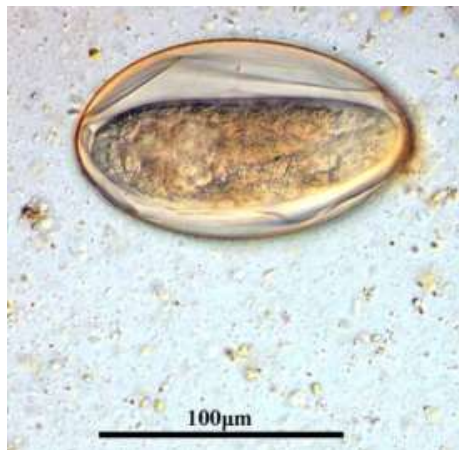


Figure 39 : Œuf larvé de *Camalloya* sp. chez une *Testudo marginata*, d'après Taubert et al. 2018

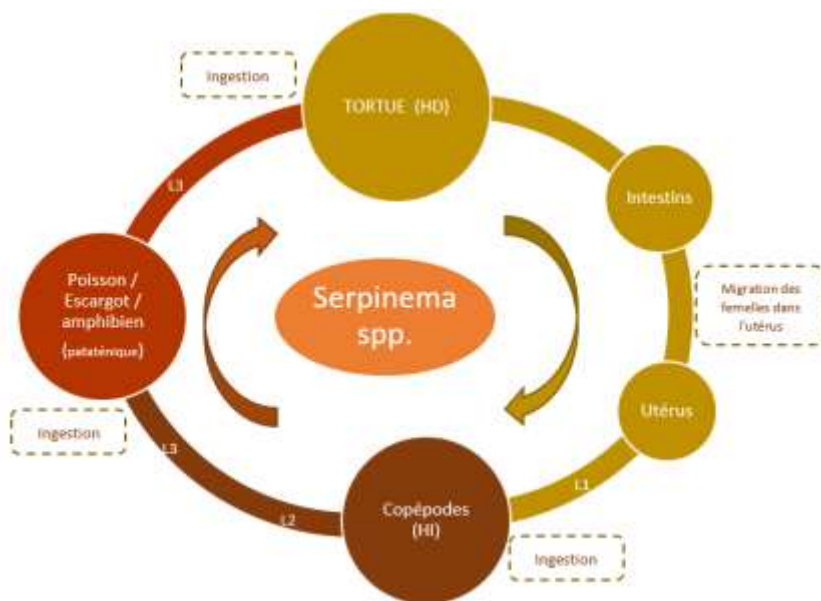


Figure 40 : Cycle de vie de *Serpinema* spp., (Ordre Spirurida), I. Rondeau d'après (Martinez-Silvestre et al. 2015)

e. Ordre *Ascaridida* (*Ascaris*)

- **Espèces majoritaires** : *Hexametra sp.*, *Amplichaecum sp.*, *Ophidascaris sp.*, *Polydelphis sp.* sont les genres principaux des *Ascaridida* utilisant des squamates comme hôtes définitifs. Il existe plus de quarante espèces pathogènes pour les reptiles et les amphibiens.
- **Epidémiologie** : Ces espèces infestent de nombreux vertébrés et invertébrés. Les amphibiens sont principalement des hôtes intermédiaires et les reptiles des hôtes définitifs. Tout groupe de reptiles peut être atteint par des ascaris (Miller, Fowler 2015). Il s'agit du deuxième parasite interne retrouvé chez les reptiles en termes de fréquence après les oxyures (Hedley, Eatwell, Shaw 2013).
- **Importance médicale** : Les larves migrent dans l'organisme via différents organes ce qui entraîne des lésions au niveau des poumons notamment, de la diarrhée, de l'anorexie, des vomissements ainsi qu'une perte d'état corporel selon les sources. On retrouve également des cas de diarrhée sévère chez les reptiles hôtes définitifs. Lors d'infestation massive la présence d'adultes dans le tube digestif peut entraîner des obstructions et des intussusceptions intestinales. Il existe souvent peu de signes cliniques chez les crocodiliens mais dans le cas d'infestation par *Ortleppascaris sp.* les animaux peuvent présenter des ulcères gastriques ou intestinaux (Hedley, Eatwell, Shaw 2013).
- **Importance zoonotique** : OUI, cas d'infestations de primates par *Hexametra* (Divers, Stahl 2019).

Description :

Œufs : facilement reconnaissables par leur grande taille et leur paroi épaisse rugueuse ou ponctuée, typique des œufs d'*Ascaris*.

Adultes : Gros vers avec une cavité buccale proéminente composée de trois lèvres.

- **Cycle biologique** : Cycle indirect. Les *Ascaris* touchent de nombreux vertébrés et invertébrés (amphibiens, rongeurs) qui sont ensuite mangés par des vertébrés, dans la cavité coelomique desquels se développent les parasites avant de migrer dans différents organes. Ils migrent dans l'organisme via différents organes ce qui entraîne des lésions variées au niveau des poumons et d'autres organes de la cavité coelomique. Chez les hôtes définitifs, les adultes se développent dans le tractus digestif, aussi bien au niveau de l'estomac ou de l'œsophage que de l'intestin grêle.



Figure 41 : Œuf de *Dujardinascaris sp.* chez un *Alligator mississippiensis* x400, d'après Divers & Stahl, 2019.



Figure 42 : Œuf d'*Ascaris* chez une *Testudo graeca*, x400, d'après Rataj et al., 2011.

f. Classe Enoplea (Nématodes)

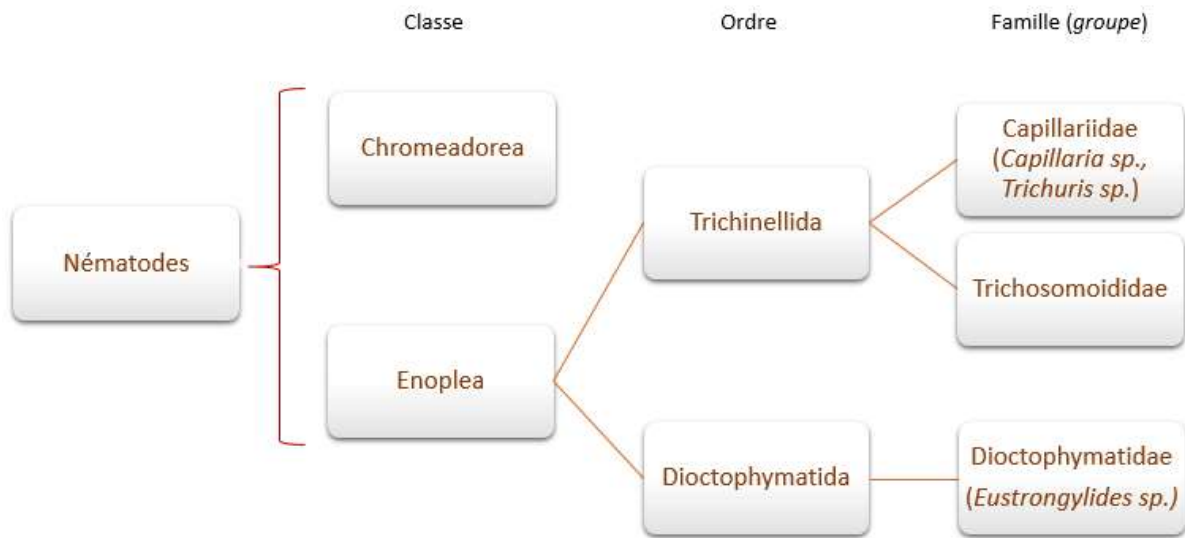


Figure 43 : Arbre phylogénétique simplifié de la classe des *Enoplea* (nématodes)

Une différence majeure sépare la classe des Enoplées de celle des Chromatodrées : les Enoplées seraient moins sensibles aux anthelminthiques (Divers, Stahl 2019). Cette classe est composée de deux familles principales qui affectent les reptiles : les *Trichinellida* et les *Dioctophymatida*.

- **Ordre des *Trichinellida*** : Les genres *Capillaria spp.* et *Trichuris spp.* infestent les reptiles. Leur cycle de vie est direct. Leurs œufs sont en forme de citron avec un bouchon polaire à chaque extrémité (voir **Figure 44**). La différence entre les œufs des deux genres est mince mais les œufs des *Trichuris* présentent des bouchons polaires plus proéminents que ceux des *Capillaria*. L'hôte s'infeste en ingérant des œufs embryonnés dans l'environnement puis les adultes se développent dans le tractus digestif. Les parasites de la famille des *Trichosomoididae* évoluent sous la peau des crocodiliens (Miller, Fowler 2015) et des amphibiens (Wright, Whitaker 2001) laissant des traces de leur migration sous celle-ci (Divers, Stahl 2019).



Figure 44 : Œufs de *Capillaria sp.* chez *Morelia viridis* (à gauche) et chez un boa (à droite), x400, d'après Divers & Stahl, 2019.

- ***Diocotophymatida*** : Cycle de vie indirect avec au moins deux hôtes intermédiaires. Les reptiles sont principalement des hôtes intermédiaires, exception faite pour certains crocodyliens qui occupent parfois un rôle d'hôte définitif. Des lésions granulomateuses des parois digestives peuvent être observées chez les reptiles hôtes intermédiaires (Divers, Stahl 2019). Pour lutter contre ces parasites il est recommandé de séparer les selles des hôtes définitifs des hôtes intermédiaires, et d'éviter le contact entre les hôtes définitifs carnivores et les hôtes intermédiaires proies de ces derniers. Ces parasites sont rarement retrouvés en captivité par leur cycle indirect. Le traitement aux anthelminthiques reste peu efficace sur ces espèces.

2. Cestodes (Tapeworms)

- **Généralités** : Appartient au clade des plathelminthes. Divisé chez les reptiles en trois familles principales : *Anoplocephalidae*, *Diphyllobothridae*, *Proteocephalidae* (Divers, Stahl 2019).
- **Epidémiologie** : Les reptiles et amphibiens peuvent être à la fois hôte intermédiaire et hôte définitif, même si les reptiles sont majoritairement des hôtes définitifs pour les espèces spécifiques. Ils sont peu retrouvés en milieu captif par leur cycle hétéroxène.
- **Importance médicale** : Les cestodes sont pathogènes pour tous les groupes de reptiles mais ont cependant peu de répercussions cliniques chez les amphibiens (Wright, Whitaker 2001). La plupart des cestodes est très pathogène pour l'hôte. En effet, ils se nourrissent avec tous les nutriments apportés ce qui appauvrit rapidement l'hôte. De plus, une forte charge parasitaire peut entraîner une obstruction ou une sténose des voies intestinales et aggraver l'état clinique de l'animal. Chez les Anoplocéphales, les larves sont retrouvées dans la cavité coelomique ou dans la séreuse intestinale. Celles-ci entraînent de graves signes cliniques lors de leur migration à travers la paroi intestinale (Wright, Whitaker 2001). Les reptiles sont le plus souvent des hôtes paraténiques de ces espèces chez qui les larves s'enkystent dans les tissus sans entraîner de signes cliniques (Divers, Stahl 2019).
- **Importance zoonotique** : NON pour les espèces ayant les reptiles comme hôte définitif.
- **Description et diagnostic** : Les œufs retrouvés en flottation sont de formes et couleurs variables selon les espèces (voir **Figure 46** et **Figure 47**). Les adultes possèdent un scolex qui leur permet de rester accrochés sur la paroi intestinale. Ils se divisent en proglodittes gravides pour la reproduction, qui correspondent à des morceaux identiques comprenant des œufs. Ces proglodittes sont ensuite excrétés dans le milieu extérieur par les selles et contaminent l'environnement. Une infestation par des cestodes peut être diagnostiquée en coproscopie par sédimentation, dans laquelle il est possible de retrouver des œufs ou des proglodittes gravides. Les œufs à maturité sont aisément reconnaissables car ils possèdent pour la plupart une oncosphère avec six crochets. Les adultes et les larves enkystées sont souvent des découvertes fortuites lors d'autopsie.
- **Cycle biologique** : Cycle indirect. Il existe deux stratégies de cycle de développement (Wright, Whitaker 2001). Pour les Pseudophylles et les Proteocéphales, l'embryon éclos dans l'eau puis devient une larve infestante ciliée, le coracidium. Celui-ci est ensuite ingéré par un hôte intermédiaire (crustacé) dans lequel il se développe en larve – la larve procercoïde. L'hôte intermédiaire est ensuite avalé par l'hôte définitif, où le parasite se transforme en larve

plérocercarioïde puis en adulte. Pour les Cyclophylles, l'œuf éclos uniquement en cysticerque lorsqu'il est avalé par un hôte intermédiaire et non directement dans l'environnement.

Les adultes sont principalement retrouvés dans l'intestin grêle de l'hôte définitif, tandis que les larves sont retrouvées dans des organes solides, tels que le foie, la peau, les muscles. Certaines larves peuvent se loger en région sous-cutanée ce qui crée des masses en relief visibles sur la peau.

Chez les Anoplocéphales, l'hôte intermédiaire est fréquemment un acarien ou un insecte, chez les Proteocéphales il s'agit plutôt des copépodes (voir **Figure 45**). Concernant les Diphyllbothridés, le cycle est composé de deux hôtes intermédiaires qui sont fréquemment un insecte en premier puis un acarien.

- **Traitement** : La séparation des hôtes intermédiaires et définitifs pour stopper le cycle de développement peut être efficace quotidiennement. Le praziquantel est également efficace comme traitement cestodicide mais il faut faire attention au risque de surcharge parasitaire pour ne pas faire de choc. Les formes larvaires sont plus difficiles à combattre par leurs capacités d'enkystement (Divers, Stahl 2019) (Mehlhorn et al. 2005) (Bower et al. 2019).

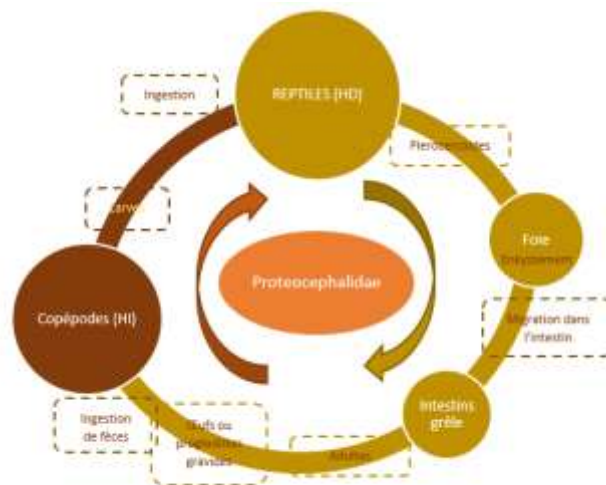


Figure 45 : Exemple d'un cycle de vie de cestode : les Proteocephales, Schéma I.Rondeau



Figure 46 : Œuf de cestode chez *Morelia viridis*, d'après Divers & Stahl, 2019.



Figure 47 : Œuf de cestode chez un iguane *Cyclura cyclura*, x400, d'après Divers & Stahl, 2019.

3. Trématodes (Flukes)

- **Généralités** : Les trématodes appartiennent au clade des plathelminthes et sont divisés en deux sous-classes : les *Aspidogastrea* et les *Digenea*. Cette dernière est composée d'un nombre important d'espèces et possède les principaux trématodes infectant les amphibiens et les reptiles (Wright, Whitaker 2001) (Divers, Stahl 2019).
- **Epidémiologie** : Très rarement retrouvés en captivité et peu en milieu sauvage par leur cycle hétéroxène avec des hôtes définitifs aquatiques pour la plupart. Ils n'entrent alors en contact qu'avec un nombre restreint de reptiles et concernent alors principalement les tortues aquatiques et semi-aquatiques (Rataj et al. 2011). Ce cycle est quasi-impossible à réaliser dans des conditions de captivité car celles-ci ne permettent pas le développement de mollusques indispensables à son déroulement. Certaines espèces de reptiles et amphibiens peuvent être hôtes intermédiaires, d'autres hôtes définitifs.

Des cas d'infestation de tortues marines et quelques espèces de tortues aquatiques sont plus fréquemment rapportés, car l'hôte intermédiaire est systématiquement un gastéropode aquatique. Il faut cependant être prudent avec les espèces terrestres herbivores ou omnivores évoluant dans un enclos extérieur avec une zone humide pouvant permettre la réalisation du cycle de vie des trématodes.

- **Importance médicale** : Les *Aspidogastrea* infestent peu les reptiles et amphibiens et sont rarement pathogènes, tandis que les *Digenea* peuvent être très pathogènes selon les espèces. Les signes cliniques apparaissent lors de la migration des cercaires dans les organes. Hormis ces migrations, les trématodes créent globalement peu de signes cliniques sur les reptiles, excepté chez les tortues aquatiques.

Chez les amphibiens la migration et l'enkystement des métacercaires sont souvent impliqués dans l'apparition de signes cliniques. Cependant la présence d'adultes dans les intestins est rarement à l'origine de symptômes, si bien que les trématodes sont parfois considérés comme commensaux des amphibiens (Wright, Whitaker 2001). Les infestations massives par des *Gorgodera* ou *Gorgoderina* peuvent néanmoins entraîner une urémie importante voire la mort de l'amphibien hôte.

- **Importance zoonotique** : Aucun cas de zoonose liée à des trématodes n'a été rapporté dans la littérature.

- **Description et diagnostic** :

Le diagnostic est majoritairement *post-mortem* notamment par la visualisation de kystes de métacercaires ou d'adultes, mais les œufs peuvent être mis en évidence par observation directe de fèces ou par technique de sédimentation. En effet, il s'agit d'œufs très denses qui ne flottent pas et ne sont donc pas visibles à la flottation, sauf dans le cas de l'utilisation d'un liquide de flottation de densité supérieure à 1.4.

Les œufs sont operculés, ce qui est typique des trématodes, et sont de formes et de tailles variées selon l'espèce. Voir **Figure 48** à **Figure 51**.

- **Cycle biologique** : Cycle indirect pour les *Digenea* nécessitant un ou plusieurs hôtes intermédiaires selon les espèces. Leur cycle évolutif est généralement tributaire d'un milieu aquatique ou humide. Ils se reproduisent de façon sexuée chez les hôtes définitifs et de façon

asexuée chez l'hôte intermédiaire primaire. Le premier hôte intermédiaire est systématiquement un mollusque, le second peut être un vertébré ou un invertébré, tandis que le troisième sera systématiquement un vertébré. Le miracidium évolue dans le milieu aquatique grâce à ses cils et pénètre activement dans les tissus conjonctifs d'un premier hôte intermédiaire –systématiquement un mollusque - dans lequel il va évoluer en sporocyste puis en cercaire. Le mollusque ou une cercaire isolée dans le milieu externe va ensuite être ingéré par un second hôte intermédiaire dans lequel vont se développer les métacercaires, stades infestants enkystés dans les organes. Ce deuxième hôte intermédiaire est à son tour ingéré par un hôte définitif auquel il transmettra les métacercaires qui pourront évoluer en trématode adulte.

Concernant les sites d'installation dans l'organisme hôte, les trématodes peuvent évoluer dans de nombreux organes mais les adultes finissent toujours dans le tube digestif pour excréter les œufs dans les selles. Certains stades larvaires se logent dans la bouche et l'œsophage, voire en sous-cutané, ce qui peut être visible par le public dans le cas d'une collection en parc. On en retrouve également certains dans les poumons, le cœur ou encore dans les vaisseaux sanguins pour certaines espèces tels que les Spirorchidés. Les œufs sont alors libérés dans la circulation sanguine puis rejoignent le tube digestif en traversant les tissus, et sont excrétés dans les fèces. Pour d'autres espèces, les adultes évoluent dans la lumière intestinale et libèrent leurs œufs directement dans les fèces (Divers, Stahl 2019) (De la Navarre 2011).

- **Traitement** : La gestion de l'infestation passe avant tout par une gestion du cycle évolutif des trématodes. De plus, de nombreuses espèces d'amphibiens peuvent être hôtes intermédiaires. Il faut alors être vigilant dans le cas d'enclos multi espèces avec une cohabitation de reptiles et d'amphibiens qui pourraient favoriser la réalisation du cycle évolutif de certaines espèces de trématodes. Comme il peut en être le cas lors de cohabitation entre des tortues aquatiques ou semi- aquatiques et des amphibiens. Une gestion de l'environnement est également indispensable dans le cas d'enclos ou vivarium avec zone humide ou multi-espèces, avec un retrait régulier des selles des reptiles et un nettoyage des fruits ou légumes afin d'éviter l'introduction de mollusques dans les vivariums intérieurs. Dans le cas d'enclos extérieurs non multi-espèces, il convient de vérifier régulièrement la présence de faune sauvage autochtone pouvant intervenir dans le cycle biologique des trématodes, tels que des amphibiens et gastéropodes locaux qui pourraient migrer jusque-là.

Traitement médical : L'albendazole et le praziquantel (8-14mg/kg PO, IM ou IC (intracœlomique) à 14 jours d'intervalle trois fois de suite pour les amphibiens (Wright, Whitaker 2001))) ont une efficacité contre les adultes mais il est très difficile de traiter les larves enkystées. Il faut alors traiter au moins trois fois de suite à deux semaines d'intervalle pour toucher les stades larvés qui auraient évolué en adulte entre-temps. De plus, il faut ajouter à cela la congélation des hôtes intermédiaires avant de les donner à manger aux potentiels hôtes définitifs pour limiter la transmission de cercaires ou métacercaires.

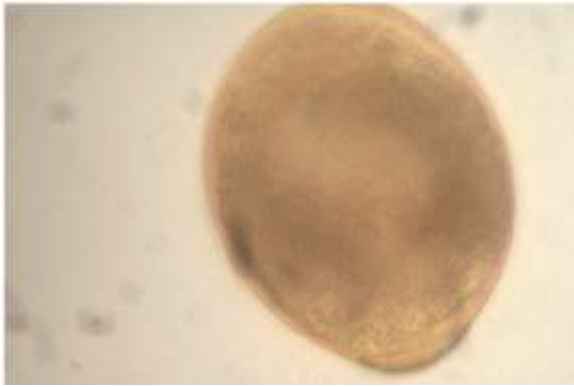


Figure 48 : Oeuf de *Nematophila* sp. chez une tortue semi-aquatique, x400, d'après Divers & Stahl, 2019.



Figure 49 : Œuf de *Euparadistomum* (trematode), x400 chez un geckonidé, d'après Divers & Stahl, 2019.



Figure 50 : *Pachypsolus irroratus* chez une *Caretta caretta*, x400, d'après Divers & Stahl, 2019.



Figure 51 : Miracidium dans un œuf de trématode chez un *Eublepharis macularius*, x400, d'après Rataj et al., 2011.

4. Acanthocéphales :

Les acanthocéphales appartiennent au phylum des *Lophotrochozoa*. Ce sont tous des parasites internes d'arthropodes à l'état juvénile et des intestins de vertébrés à l'état adulte.

- **Espèces majoritaires :** *Neoechinorhynchus* chez les Emides, *Bolbosoma* et *Rhadinorhynchus* chez des tortues marines, *Acanthocephalus*, *Centrorhynchus* chez des squamates. *Acanthocephalus ranae* et *Porrochis* sp. chez les amphibiens pour qui ils sont respectivement hôtes définitifs et intermédiaires (Miller, Fowler 2015).
- **Epidémiologie :** Les hôtes intermédiaires sont principalement des arthropodes (crustacés, insectes), les hôtes définitifs sont des vertébrés (Wright, Whitaker 2001). Parmi eux, les reptiles peuvent être autant hôte définitif qu'intermédiaire tandis que les amphibiens sont principalement des hôtes paraténiques ou intermédiaires secondaires.
- **Importance médicale :** L'infection peut entraîner des troubles digestifs dans un premier temps, associés dans les cas les plus sévères à une perforation cœlomique liée à la pression exercée par les parasites (Divers, Stahl 2019). En effet, les adultes acanthocéphales s'accrochent fermement à la paroi intestinale grâce à leur trompe antérieure rétractile pouvant entraîner des perforations intestinales, des cœlomites, des sepsis et de la perte de poids.

- **Importance zoonotique** : NON.
- **Description** :

Œufs : les œufs sont très caractéristiques des acanthocéphales. Ils sont composés d'une membrane composée de plusieurs épaisseurs et possèdent une larve à crochet nommée « acanthor » (Wright, Whitaker 2001).

Adultes : ils se développent dans l'intestin grêle et possèdent un proboscis rétractable qui leur permet de rester accrochés à la muqueuse digestive (Divers, Stahl 2019).

Les œufs sont rarement retrouvés en coproscopie par flottation totale et il est préférable de réaliser une sédimentation pour les mettre en évidence (Miller, Fowler 2015).

- **Cycle biologique** : Cycle de vie indirect avec au moins un hôte intermédiaire. Le premier hôte intermédiaire est souvent un arthropode qui ingère les œufs larvés. Ceux-ci se développent en acanthellas qui se transforment ensuite en cystacanthos (vers juvéniles). Ces derniers s'enkystent dans la cavité abdominale jusqu'à être ingérés par un hôte définitif (vertébré) (Wright, Whitaker 2001). Les adultes se développent ensuite dans la lumière du tube digestif, accrochés à la paroi intestinale de ce dernier (Divers, Stahl 2019).
- **Traitement** : Le diagnostic se fait par la présence d'œufs d'acanthocéphales dans les selles, ou la mise en évidence d'adultes et de kystes à l'autopsie. La prévention consiste à séparer les hôtes définitifs (du moins leurs selles) des hôtes intermédiaires. Aucun traitement connu ne semble efficace, sauf le Lévamisolé selon certaines sources, au dosage de 5-10mg/kg PO, SC ou IC répété à deux semaines d'intervalle (dos Santos et al. 2010). Le Lopéramide semble avoir quelques effets positifs sur certains reptiles bien qu'il soit plus connu pour ses propriétés anti diarrhéique (Miller, Fowler 2015) (testé à 50mg/kg PO 3j chez les poissons (Wright, Whitaker 2001)). Dans le cas d'infection secondaire il faut avant tout traiter cette surinfection.

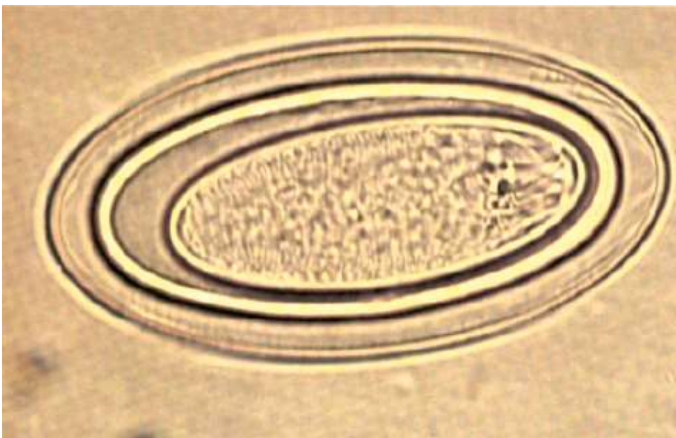


Figure 52 : Œuf d'Acanthocéphale chez un varan monitor, x400.

Noter les nombreuses couches qui protègent la larve. d'après Divers & Stahl, 2019.



Figure 53 : Probable œuf d'Acanthocéphale chez un *Morelia viridis*, d'après Wolf et al., 2014.

5. Monogenea

Classé parmi les trématodes jusqu'à il y a quelques années, les Monogenea sont aujourd'hui reconnus comme phylogénétiquement distincts.

- **Espèces majoritaires** : espèces du genre *Gyrodactylus*.
- **Epidémiologie** : Les *Monogea* en captivité sont parfois associés à des fortes infestations, qui touchent principalement les tortues aquatiques d'eau douce. Les espèces les plus touchées sont *Trachemys scripta* et *Mauremys leprosa*.
- **Importance médicale** : Les impacts sur l'hôte varient en fonction des crochets d'attache du parasite. Chez certains ils sont très longs et abrasifs, ce qui entraîne dans ces cas-là des lésions associées aux organes cibles (lésions urinaires, diarrhée, conjonctivite, lésions dermatologiques) (Wright, Whitaker 2001).
- **Importance zoonotique** : NON.
- **Description** : Les adultes ressemblent à des vers plats et sont caractérisés par la présence d'organes adhérents aux extrémités antérieure et postérieure leur permettant de se fixer et d'évoluer dans les parois des organes cibles.
- **Cycle biologique** : Cycle direct. Certains comme ceux du genre *Gyrodactylus* sont parasites des poissons et utilisent les têtards comme hôtes paraténiques, tandis que d'autres espèces (Polystomatides) utilisent des tortues aquatiques ou des amphibiens comme hôtes définitifs. Ils ne présentent que rarement de spécificité d'espèces et peuvent être transmis entre espèces aquatiques (Divers, Stahl 2019).

Les adultes évoluent dans divers organes tels que la vessie, le cloaque, le pharynx ou encore les sacs conjonctivaux (Divers, Stahl 2019). Ils peuvent aussi être retrouvés sur la peau ou les branchies des têtards (Wright, Whitaker 2001). Les adultes pondent des œufs qui éclosent dans l'eau en larve motile, « l'oncomiracidium », qui se déplace à l'aide de cils jusqu'à l'hôte suivant.

- **Traitement** : En l'absence de signes cliniques, aucun traitement médicamenteux n'est recommandé et le retrait des adultes à la main si possible, associé à une désinfection de l'environnement, est à favoriser. En effet, les oncomiracidium émis évoluent et se développent rapidement dans l'eau et il faut d'abord limiter leur développement pour stopper le cycle de vie, par exemple en changeant les tortues d'enclos ou de bassin le temps de désinfecter les bassins contaminés. Dans le cas d'infestation massive ou de signes cliniques, il est possible d'utiliser du praziquantel lors de bain dosé jusque 10mg/L pendant trois heures. Ce traitement est notamment préconisé lors d'infestation par des espèces vivipares telles que les *Gyrodactylus* car le praziquantel a une action contre les jeunes et les adultes mais pas contre les œufs.

Attention à l'utilisation d'organophosphorés utilisés en pratique pour lutter contre les *Monogenea* chez les poissons, ces molécules sont dangereuses voire toxiques pour les amphibiens (Wright, Whitaker 2001).

D. Arthropodes : Pentastomes – Phylum *Pentastomida*

La classification des pentastomes est compliquée. Auparavant classés parmi les annélides, ils sont aujourd'hui associés au phylum des Arthropodes. En effet, leur forme vermiforme les rapproche des helminthes, mais leur tégument annelé, leur embryogenèse et d'autres critères spécifiques les classent réellement comme cousins des crustacés (Wright, Whitaker 2001).

- **Espèces majoritaires** : *Sebekia sp*, *Alofia sp*, *Liperia sp* chez crocodiliens.
- **Epidémiologie** : Ces organismes peuvent infecter de nombreux taxa parmi les reptiles, les mammifères et les oiseaux principalement ou les amphibiens mais impactent plus fréquemment les reptiles, notamment les serpents (Rataj et al. 2011). Chaque classe de vertébrés peut être ou hôte intermédiaire ou hôte définitif (Wright, Whitaker 2001). Les crocodiliens sont le plus souvent hôtes intermédiaires.
- **Importance médicale** : Les adultes des pentastomes sont localisés dans les voies respiratoires hautes, la bouche, l'œsophage et les poumons. Ils se nourrissent du sang et de cellules de leur hôte. Leur présence peut entraîner une anémie et une hypoprotéïnémie voire une surinfection secondaire localisée mais entraîne généralement peu de signes cliniques et leur diagnostic est souvent fortuit. Chez les squamates qui ont une trachée plus étroite que les autres reptiles, la présence de pentastomides adultes peut entraîner des obstructions trachéales (Divers, Stahl 2019) (De la Navarre 2011).
- **Importance zoonotique** : OUI. Potentiel zoonotique pour la plupart des espèces même si seuls de très rares cas de transmissions aux humains ont été décrits chez les espèces infestant les reptiles. Le genre *Porocephalus* peut être zoonotique (Rataj et al. 2011) ou encore *Armillifer* sp chez les serpents (Miller, Fowler 2015). Le pentastome zoonotique pouvant infester les humains est *Linguatula serrata* mais son cycle ne concerne en aucun cas les reptiles ou amphibiens (De la Navarre 2011).
- **Description** : identification des adultes dans la cavité cœlomique par endoscopie, œufs visibles dans les selles.

Œufs : leur morphologie est caractéristique des œufs de pentastomes par la présence de larves possédant des « pattes », visibles en coproscopie ou par lavage trachéal. Leur paroi est fine et ils mesurent jusque 130µm de diamètre (Wright, Whitaker 2001). Voir **Figure 55**.

Larves : elles possèdent deux ou trois paires de « stumpy legs » qui leur permettent de migrer dans les intestins des hôtes intermédiaires et de s'enkyster dans les viscères des hôtes intermédiaires avant de se développer en nymphes de forme vermiforme (Wright, Whitaker 2001). Elles peuvent être visualisées par flottation dans les excréments des hôtes définitifs.

Nymphe : les nymphes sont de forme vermiforme qui est à confondre avec des helminthes.

Adultes : ils possèdent cinq crochets rétractiles au niveau de la cavité buccale, d'où le nom de pentastome – « cinq bouches ». Leur corps est allongé en forme de « langue », segmenté en anneaux et recouvert de chitine. Ils peuvent mesurer d'un à dix centimètres de long. Voir **Figure 56** et **Figure 57**.

- **Cycle biologique** : Direct ou indirect. Les pentastomes ont un cycle divisé en plusieurs phases, à savoir : les stades œuf, larve, nymphe et adulte. Les œufs embryonnés sont infestants et

peuvent contaminer l'environnement (eau, plantes, nourriture) en étant libérés par excrétion nasale ou fécale par les hôtes définitifs. Ils sont ensuite ingérés par les hôtes intermédiaires où les œufs éclosent dans le tube digestif. Les larves pénètrent la paroi intestinale jusqu'à s'enkyster dans les viscères. C'est alors en mangeant les hôtes intermédiaires (souvent des mammifères) que les hôtes définitifs se contaminent. Les larves migrent finalement de l'estomac de l'hôte définitif jusqu'au nasopharynx où elles se transforment en nymphes puis en adultes qui s'y développeront et poursuivront ce cycle (Wright, Whitaker 2001).

- **Traitement :** Leur diagnostic passe parfois par une visualisation des adultes dans les poumons par transillumination, par radiographie ou encore par endoscopie pour mettre en évidence la présence d'adultes ou de lésions significatives sur les muqueuses œsophagienne ou gastrique. Un diagnostic *post-mortem* peut également être réalisé par la visualisation des adultes dans le parenchyme pulmonaire. Selon certaines sources, un traitement médical à base de lévamisole à 5 mg/kg IC ou SC ou encore de thiabendazole à 110mg/kg PO chez les serpents peut être efficace dans certains cas contre les adultes (Wright, Whitaker 2001). Cependant il s'agit globalement d'un traitement difficile et souvent inefficace (Rataj et al. 2011), il est également possible de les retirer par endoscopie. Aucun traitement contre les nymphes ne s'avère efficace.

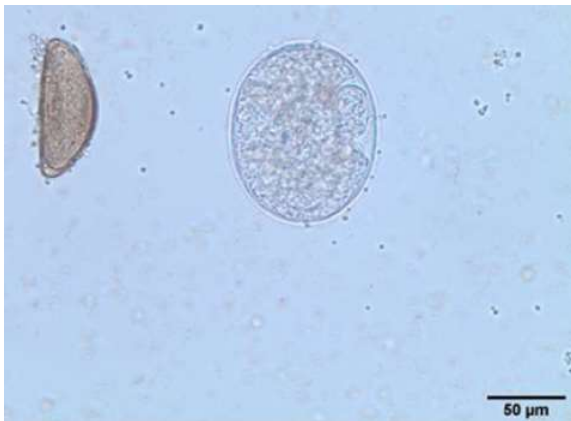


Figure 54 : Œuf d'oxyure (à gauche) et œuf de pentastome (à droite) chez un lézard, d'après Wolf et al., 2014.



Figure 55 : Œuf de pentastome chez un *Gecko gecko*, x400, d'après Rataj et al., 2011.



Figure 56 : Visualisation d'adultes pentastomes dans la cavité buccale de *Platyceps karelini*, d'après Rataj et al., 2011.



Figure 57 : Visualisation d'un adulte pentastome dans les poumons d'un *Python regius*. (autopsie) D'après Taubert et al. 2020.

III. Importance du parasite dans l'écosystème : cas du milieu naturel ou captif

A. Rôle des parasites dans l'écologie des espèces

Ces dernières années, les études scientifiques se sont focalisées sur les zoonoses, donc sur l'humain, et ont alors partiellement mis le parasitisme de côté (Thompson, Lymbery, Smith 2010). Au début des années 2010 une prise de conscience sur le rôle des parasites comme organismes à part entière de la biodiversité a permis de relancer les recherches autour du parasitisme afin de mieux comprendre son impact sur les écosystèmes. Il a fallu cependant attendre l'émergence de nouvelles techniques de diagnostics telles que la PCR pour voir apparaître des études approfondies du parasitisme au sein de la faune sauvage (Gómez, Nichols 2013) (Thompson, Lymbery, Smith 2010).

Certains auteurs ont étudié la présence des parasites en milieu sauvage. Leurs études ont démontré une forte prévalence du parasitisme notamment chez les lézards et tortues, avec un taux de positifs pouvant atteindre 90% (Raś-Noryńska, Sokół 2015). L'absence de signes cliniques est par ailleurs souvent rapportée malgré une infestation parfois modérée à forte chez ces espèces. Les serpents sont plus rarement impactés. Quant aux amphibiens, trop peu d'études se sont intéressées à l'impact du parasitisme sur les populations sauvages.

Il a été constaté que le parasitisme joue plusieurs rôles au sein d'un écosystème. En effet, il peut avoir des effets néfastes bien connus sur la biodiversité et entraîner le déclin de populations, mais également disparaître avec elles et leur habitat, ou encore favoriser des espèces par rapport à d'autres dans certains processus évolutifs. Il est important de souligner le rôle de réservoir infectieux que peut représenter la faune sauvage par rapport aux populations humaines ou de bétail (Thompson, Lymbery, Smith 2010).

Aujourd'hui de nombreux parasites internes ont été mis en évidence chez les reptiles et amphibiens et certains ont pu être largement étudiés. Cependant, de nombreuses espèces sont encore trop peu décrites dans la littérature car peu répandues ou peu étudiées (Campião et al. 2015).

Impacts purement négatifs du parasitisme

Les parasites sont le plus souvent perçus comme ayant un impact négatif sur les populations, avec notamment des conséquences considérables sur le déclin de certaines espèces (Thompson, Lymbery, Smith 2010).

Le parasitisme peut impacter l'activité physiologique des individus et ainsi entraîner une baisse de leur valeur adaptative (fitness). Une infection parasitaire peut entraîner une spoliation énergétique impactant la mobilité et l'immunité de l'hôte pouvant donc se traduire par une valeur sélective plus faible de l'individu avec des probabilités de survie et de reproduction plus faibles. Une infestation parasitaire peut, par exemple, limiter le contact entre individus par différents moyens : une mise à l'écart volontaire de l'individu malade, un déplacement limité lié à un faible état général ou un rejet de l'hôte par ses congénères face à sa maladie (Vitt, Caldwell 2014). De plus, les parasites puisant dans les réserves énergétiques de l'hôte, cela entraîne une réorientation du métabolisme vers la lutte contre ceux-ci, à défaut de l'utiliser dans la reproduction. Un individu parasité aura donc globalement moins de potentiel reproductif qu'un individu sain (Bower et al. 2019). Dans le cas contraire, certains

parasites, tels que des mycètes, peuvent entraîner une production excessive de gamètes et favoriser le comportement reproducteur. Une grande part d'énergie est alors utilisée pour la fonction de reproduction, au détriment du système immunitaire, entraînant progressivement une dégradation de l'hôte (Bower et al. 2019). De manière générale, un animal parasité aura une espérance de vie plus courte qu'un animal en bonne santé (De la Navarre 2011).

Outre les conséquences sur la reproduction, les parasites peuvent également avoir un impact négatif sur le développement de l'hôte. C'est le cas par exemple de trématodes chez certains têtards. Ceux-ci vont s'enkyster dans les bourgeons de pattes des têtards et empêcher leur bon développement. Le têtard, s'il survit jusqu'à l'âge adulte, ne possèdera pas les attributs nécessaires pour se déplacer correctement dans le milieu terrestre et ne pourra alors survivre suffisamment longtemps pour se reproduire (Bower et al. 2019).

Selon certaines sources les probabilités d'être infesté par des parasites sont égales d'un individu à l'autre (Thompson, Lymbery, Smith 2010), tandis que pour d'autres, le contexte et les interactions entre individus influencent beaucoup la transmission de parasites (Luiselli 2006). Ceux qui ont plus d'interactions sociales sont plus souvent infectés que ceux qui en ont moins, car les contacts entre individus sont alors plus étroits et les parasites peuvent se transmettre plus facilement (Bower et al. 2019).

Le parasitisme et les maladies infectieuses sont une cause majeure du déclin de nombreuses espèces. Un pathogène aura d'autant plus de conséquences qu'il sera inconnu pour la population hôte. Ainsi, l'arrivée de nouvelles espèces ou d'espèces invasives ou encore le déplacement dans un nouvel environnement peut entraîner la mise en contact de pathogènes avec une population naïve, pouvant créer des dégâts considérables sur cette population sensible, voire sa disparition dans le pire des cas (Bower et al. 2019). De même lors de la réintroduction d'individus ou la capture d'animaux à l'état sauvage. En effet, les individus réintroduits peuvent non seulement se retrouver face à divers pathogènes inconnus mais également contaminer les populations déjà présentes. Les animaux capturés dans le milieu naturel peuvent, eux, entraîner l'arrivée d'éléments pathogènes au sein de populations maintenues en captivité en donc naïves à ces nouveaux organismes. Il est alors primordial de bien respecter une quarantaine et/ou un déparasitage avant tout relâché ou introduction de nouveau animaux.

Un exemple marquant de mise en contact avec une population naïve est l'infestation de tortues de Floride en Espagne par *Serpinema microcephalus*. Les tortues aquatiques endémiques de cette région ne sont pas sensibles à ce parasite, ayant évolué conjointement avec ce dernier. Les tortues introduites dans cette région, les tortues de Floride, présentent quant à elles des signes cliniques graves face à une infestation par *S. microcephalus*. En effet, ces reptiles n'ayant pas co-évolué avec ces nématodes, ils sont naïfs à toute infestation par ceux-ci, leur système immunitaire ne possède pas d'anticorps spécifiques à ces parasites. Elles développent alors des entérites et d'autres pathologies digestives qui entraînent la mort dans de nombreux cas (Martínez-Silvestre et al. 2015).

Les parasites dans l'écosystème : divers rôles ?

Dans le cas où une grande partie de la population est infestée, les individus se retrouvent face à deux schémas principaux : s'adapter à cette infestation tout en continuant de prospérer (course aux armements) ou voir leur effectif décroître progressivement face à une pression sélective négative trop importante des parasites sur les hôtes (absence de reproduction, décès d'animaux immunodéprimés,

dispersion des individus...). Les parasites peuvent alors jouer un rôle à l'échelle de l'écosystème et avoir divers impacts, qu'ils soient positifs ou négatifs, sur l'écologie et l'équilibre global d'un milieu.

En effet, les parasites font partie intégrante de la biodiversité. Par ailleurs, l'extinction d'une espèce hôte entrainera parfois l'extinction d'une espèce de parasite notamment dans le cas de grande spécificité hôte-parasites (Thompson, Lymbery, Smith 2010). D'autre part, la présence de parasites dans le milieu extérieur peut entrainer une modification du comportement des individus, qui adoptent des stratégies leur permettant d'éviter l'infestation, ou de limiter leur transmission à des congénères. Certaines grenouilles se nourrissant de gastéropodes sont, par exemple, capables d'identifier une modification de la ponte de leurs proies. Celle-ci indiquant une infestation des escargots par une espèce de trématode transmissible aux amphibiens, les grenouilles sont capables d'éviter les points d'eau où une ponte anormale est observée et grâce à cela d'éviter l'infection (Bower et al. 2019). Ces comportements d'évitement sont principalement retrouvés chez des amphibiens et très rarement chez des reptiles. Certains parasites ont également un rôle à jouer dans la chaîne alimentaire, comme c'est le cas pour certains organismes qui vont modifier le comportement de leur hôte jusqu'à atteindre l'hôte suivant (Thompson, Lymbery, Smith 2010). Il existe également des cas de modification du comportement de reproducteur, avec des individus infectés qui se reproduisent plus longtemps, plus rapidement ou plus tôt dans la saison, ce qui permet un transfert de ces parasites d'une génération à l'autre puis une dispersion plus efficace dans l'environnement (Bower et al. 2019). Ces modifications de comportement entraînent alors une plus grande répartition des individus dans leur environnement. Face à ces constats, il apparaît évident que les parasites exercent une pression de sélection constante sur leurs hôtes, ce qui constitue une force évolutive importante pour l'évolution des individus et la structure des écosystèmes.

La pathogénicité des parasites est variable selon l'espèce de parasite, l'espèce hôte et son stade physiologique. En effet, certains parasites peuvent être plutôt considérés comme commensaux, tels que les oxyures ou les ciliés chez les tortues (Divers, Stahl 2019), ou les flagellés chez la plupart des amphibiens adultes (Wright, Whitaker 2001). Ces parasites commensaux ont évolué conjointement à leurs hôtes et participent aujourd'hui à la digestion des aliments voire en sont indispensables. D'autres parasites tels que les coccidies seront inoffensifs chez les adultes tandis qu'ils seront à l'origine de forte morbidité et mortalité chez les jeunes (Wright, Whitaker 2001).

Les relations hôtes – parasites et leur importance dans les écosystèmes sont parfois trop peu connues chez les reptiles et les amphibiens, plus particulièrement chez le second (Thompson, Lymbery, Smith 2010). De plus en plus de recherches sont réalisées mais les données sont encore trop dispersées et il convient de les rassembler afin de mieux les comprendre et favoriser la préservation de ces espèces en milieu captif. Réunir l'ensemble de ces informations nécessite une collaboration entre divers corps de métiers à savoir les écologistes, les spécialistes en maladies infectieuses ainsi que les services de conservation des espèces (Thompson, Lymbery, Smith 2010).

Reptiles, amphibiens et préservation des espèces

La **préservation des espèces** peut avoir lieu de deux manières différentes. Premièrement *in situ* grâce à divers moyens tels que la protection et/ou à la restauration de l'habitat, le renforcement de populations ou la réintroduction d'animaux mais également par la communication auprès du public et des acteurs locaux. La protection d'une population peut aussi passer par des actions *ex situ* (i.e. recours à la captivité), nécessitant la connaissance du mode de vie, de l'alimentation et de l'habitat spécifiques à chaque espèce.

Les conditions de vie en captivité ne seront dans tous les cas qu'une approximation des conditions de vie des individus dans leur milieu naturel. En fonction du niveau d'approximation de ces conditions la captivité peut générer un stress chronique conduisant à une immunodépression des individus (Campião et al. 2015) brisant potentiellement l'équilibre fragile entre la vie du parasite et la survie de son hôte. De plus les conditions de captivité peuvent entraîner une plus forte proximité entre les individus et donc favoriser la circulation de certains parasites. Ainsi il est important de prendre en compte les risques infectieux lors du recours à la captivité. En effet, les modes de transmission et cycles de vie de certains pathogènes sont modifiés ou inexistantes en milieu captif et il convient d'adapter les connaissances *in situ* aux particularités *ex situ*. L'intérêt de développer le diagnostic et l'étude du parasitisme dans les institutions participant à la conservation *ex-situ* tels que les parcs zoologiques prend tout son sens. Un document synthétique de référence permettant de diagnostiquer rapidement une famille de parasites afin d'adapter la prise en charge des animaux concernés serait, dans ce contexte, d'une grande utilité.

B. Conditions de l'infestation parasitaire en milieu captif

Les conditions d'infestation parasitaire en milieu captif diffèrent de celles présentes en milieu naturel en raison des caractéristiques propres à la captivité. De fait, la répartition des espèces de parasites ne sera pas la même. En effet, la vie en milieu clos entraîne une plus grande promiscuité entre individus, qui se traduit par une plus grande facilité de transmission des pathogènes. Évoluant de plus dans un environnement plus restreint, les animaux sont en contact étroit, avec leurs excréments et ceux de leurs congénères, ce qui favorise la réinfestation et la réalisation des cycles de vie des parasites (Rataj et al. 2011). Selon l'aménagement de l'habitat, de nombreux cycles de vie ne pourront être réalisés, notamment ceux nécessitant des hôtes intermédiaires spécifiques, tels que les cestodes et les trématodes (Divers, Stahl 2019).

Dans un milieu clos comme les parcs zoologiques, de nombreux parasites ne seront pas retrouvés sur des animaux isolés en milieux captifs depuis plusieurs générations et sans entrée d'animaux sauvages. Cela limite alors d'une part la diversité des parasites présents et facilite la lutte d'autre part (De la Navarre 2011). Cependant, cela libère également des niches pour de nombreuses espèces à cycle de vie direct, que l'on retrouvera alors fréquemment en milieu clos. Les oxyures sont un exemple frappant de parasite retrouvé fréquemment en captivité. Ils possèdent un cycle direct qui rend facile leur transmission, et sont peu voire pas du tout pathogènes, ils passent alors souvent inaperçus et leur présence perdure au fil du temps. Ils représentent aujourd'hui l'ordre de parasites internes le plus fréquemment retrouvé en captivité (Voir 1-Nématodes).

Outre l'importance de protéger les espèces, il convient de protéger également un potentiel génétique varié pour limiter la consanguinité et tous les problèmes liés à un faible potentiel génétique, mais aussi car cela aurait un rôle à jouer dans la lutte contre les microorganismes. En effet, il a été prouvé que la diversité génétique est primordiale dans la gestion du parasitisme. Une population avec un faible potentiel génétique sera plus sensible aux infections et moins résistante qu'une population plus diversifiée génétiquement (Bower et al. 2019). Cette théorie est à relier à la course aux armements, puisque c'est l'organisme qui évoluera le plus vite et prendra l'ascendant sur l'autre qui pourra survivre. Il faut alors être vigilant en milieu captif à maintenir une diversité génétique suffisamment grande. L'objectif actuel des programmes d'élevage (EEP) comme ils sont menés au sein de l'Association Européenne des Zoos et Aquariums (EAZA) est de gérer les populations captives afin

de préserver 90% de la diversité génétique initiale sur 100 ans. Malheureusement, encore peu d'EEP sont mis en place sur les reptiles et les amphibiens actuellement.

Importance de l'environnement (enclos, vivarium) dans la contamination

La plupart des parasites internes des reptiles et amphibiens ont peu de conséquences néfastes sur leurs hôtes en milieu naturel (Rataj et al. 2011). En captivité il en est autrement car les animaux font face au stress de la captivité, un environnement et une alimentation pas toujours adaptés aux conditions de l'espèce, qui peuvent rendre ces derniers plus sensibles aux pathogènes (Divers, Stahl 2019) (De la Navarre 2011).

Les reptiles et amphibiens sont des espèces totalement tributaires des conditions du milieu. Leur qualité d'ectothermes en est un des plus gros critères. La température va être un facteur important dans la lutte contre les parasites. En effet, dans un environnement trop froid l'efficacité immunitaire de l'hôte est amoindrie et les parasites pourront plus facilement s'installer et se développer. Dans le cas contraire, dans un environnement aux températures optimales, le système immunitaire de l'hôte est d'autant plus stimulé qu'il permet de lutter efficacement contre les parasites et limite largement leur installation (Bower et al. 2019) (Rataj et al. 2011).

De plus, les conditions d'hygrométrie telle que la dessiccation peuvent entraîner un stress immunitaire. Par exemple lors de sécheresse ou d'assèchement de mares, les têtards voient leur métamorphose accélérée jusqu'à s'adapter rapidement au milieu terrestre, ce qui entraîne par la suite une faiblesse généralisée de l'individu (Thompson, Lymbery, Smith 2010).

D'autres facteurs environnementaux influencent la réponse du système immunitaire à une infestation parasitaire. Les UVB, un fort taux de mercure dans l'eau, une surpopulation ou encore la pollution du milieu aquatique peuvent entraîner une baisse d'immunité chez certaines espèces d'amphibiens et de reptiles aquatiques. De même, une densité trop importante en milieu captif entraîne du stress et une baisse d'immunité.

Toute source de stress chronique, qu'il soit physiologique ou comportemental, peut favoriser une infestation parasitaire, d'autant plus dans un milieu clos où l'animal vit au contact de ses propres parasites. Un environnement adapté en milieu captif sera donc moins à même d'entraîner une infection parasitaire et les animaux seront mieux protégés.

L'introduction de nouveaux animaux, qu'ils soient issus du milieu naturel ou captif, peut apporter des parasites inconnus à la population déjà présente dans le parc, ce qui peut avoir de graves conséquences, les individus déjà implantés depuis longtemps pouvant être très sensibles à de nouveaux parasites, car n'y ayant jamais été confrontés (Martínez-Silvestre et al. 2015). L'instauration de plusieurs semaines de quarantaine avant l'introduction de nouveaux animaux prend tout son sens, avec un suivi médical des nouveaux arrivants et la mise en place de traitements si besoin.

Pour résumer, de nombreux parasites infestent les reptiles et amphibiens mais peu sont réellement pathogènes dans leur milieu naturel. Il convient donc d'adapter la prise en charge et les conditions de vie captive des animaux afin de limiter l'impact négatif des parasites sur les hôtes.

Pour la conservation *in-situ*, il est important de comprendre les dynamiques des populations, leur écologie et les maladies infectieuses qui les impactent afin de leur offrir une protection adaptée aux réelles causes du déclin des espèces concernées.

C. Importance de la création d'un atlas coproscopique des reptiles et amphibiens

L'une des principales missions des parcs zoologiques est aujourd'hui la préservation des espèces. A cet effet, il est essentiel de conserver une population captive saine permettant de garder un réservoir génétique varié ainsi que d'étudier ces individus, ces observations pouvant être utiles notamment pour des espèces difficiles à étudier à l'état sauvage. Ces caractéristiques passent par une bonne gestion du bien-être et de la santé animale, qui sont deux paramètres indispensables à la bonne gestion d'une collection captive. Le parasitisme pouvant avoir un impact majeur sur le bien-être des animaux, il convient de posséder les outils nécessaires pour le gérer correctement et maintenir les animaux en bonne santé.

La parasitologie a été longtemps ignorée dans les pathologies de captivité notamment chez les animaux dits « à sang froid ». Aujourd'hui, le constat est posé sur l'importance d'une infestation parasitaire sur le bien-être des animaux et sur leurs conditions de vie. Face à cela, il convient de posséder les outils nécessaires à la lutte contre les parasites. Des clés de diagnose et un atlas d'identification morphologique peuvent être des outils efficaces pour identifier simplement les organismes pathogènes et permettre ainsi une prise en charge adaptée à chaque parasitose en parcs zoologiques.

DEUXIEME PARTIE : ETUDE DES PARASITES DIGESTIFS DES REPTILES ET AMPHIBIENS DE NEUF PARCS ZOOLOGIQUES DE FRANCE ET D'UN GROSSISTE

I. Matériel et méthodes

A. Recrutement des parcs

L'ensemble des parcs zoologiques français appartenant à l'AFdPZ (Association Française des Parcs Zoologiques) a été contacté grâce à un premier questionnaire mis en ligne sur Sphinx et transmis par la *mailing list* de l'AFVPZ (Association Francophone des Vétérinaires des Parcs Zoologiques) par le Dr Sylvie Clavel, vétérinaire du parc zoologique de Plaisance-du-Touch (31). Le recrutement des parcs s'est déroulé ensuite en plusieurs étapes : l'envoi d'un premier questionnaire pour répertorier les vétérinaires susceptibles d'être intéressés par l'étude, puis un second questionnaire a été envoyé à ces mêmes vétérinaires afin d'avoir des informations concernant les espèces de la collection, le suivi parasitaire et les disponibilités pour l'envoi de fèces. Enfin un troisième questionnaire à retourner avec les échantillons a été transmis, afin de rassembler des informations plus précises sur les selles effectivement analysées.

1. Premier questionnaire d'introduction de la thèse

Un premier questionnaire en ligne a été transmis aux vétérinaires membres de l'AFVPZ en avril 2020 pour présenter le sujet et répertorier les parcs possédant des reptiles et / ou amphibiens qui seraient intéressés pour participer à cette étude. 16 parcs ont répondu à ce premier appel. Le **Tableau 1** ci-dessous présente les questions posées.

Tableau 1 : Questionnaire n°1 envoyé aux vétérinaires inscrits sur la liste de l'AFVPZ en avril 2020.

1. Nom du parc animalier	
2. Nom du vétérinaire en charge	
3. Adresse e-mail pouvant être utilisée pour apporter des informations ultérieures	
4. Souhaitez-vous participer à cette étude ?	
5. Sur quel groupe d'espèces pensez-vous pouvoir prélever des fèces ?	
6. À quelle période de l'année pensez-vous réaliser et envoyer vos prélèvements ?	
7. Avez-vous régulièrement des coproscopies positives dans votre parc ? Si oui, sur quelles espèces ? Pour plus de facilité vous pourrez nous envoyer une liste des espèces présentes dans votre parc en surlignant les espèces dont les coproscopies ont déjà été positives. Cette liste pourra être envoyée dans un second temps.	

2. Second questionnaire : plans de vermifugation et liste des espèces de la collection

Un second questionnaire a ensuite été envoyé à l'ensemble des vétérinaires ayant répondu au premier. Celui-ci permettait d'accéder à l'inventaire des espèces présentes dans chaque parc pour planifier les coproscopies à venir. Il permettait également d'avoir le suivi des éventuels examens parasitaires : réalisation de coproscopie et à quelle fréquence, nature des parasites mis en évidence,

traitement mis en place si besoin et à quelle fréquence et ainsi d'avoir une première vue d'ensemble sur la présence du parasitisme en parc en routine. Voir **Tableau 2**. Neuf parcs ont renvoyé ce questionnaire complété.

Tableau 2 : Second questionnaire envoyé aux vétérinaires impliqués dans l'étude, de mai à septembre 2020

Nom du parc :		Alligator Bay							
Nom du vétérinaire :		Pierre Picquet							
Reptiles									
Espèce de reptile		Examen coproscopique déjà réalisé ?			Parasites détectés ?		Vermifuge(s) utilisé(s)		Fréquence de vermifugation
Nom vernaculaire	Nom commun	Oui régulièrement	Oui de temps en temps : fréquence ?	Non jamais	Oui, lesquels ?	Non	Oui, lequel ?	Non	
Varanus macreii	Varan de Mac Rei			x		x		x	sans objet
Heloderma horridum	Heloderme perlé			x		x		x	sans objet
Manouria emys	Tortue à éperon		Tous les 2-3 ans		Oxyures, flagellés		Fenbendazole ou Levamisole		tous les 1 ou 2 ans
Aldabrachelys gigantea	Tortue géante des Seychelles		Tous les 2-3 ans		Oxyures			x	non réalisé (oxyure en faible quantité)

3. Envoi des échantillons

Suite à ce second questionnaire, des dates d'envoi de fèces ont été planifiées pour chaque parc afin de pouvoir analyser un maximum d'échantillons d'origines différentes.

Lors de l'envoi des échantillons, les vétérinaires devaient remplir un formulaire pour chaque échantillon, afin d'avoir des informations plus précises sur les animaux concernés et l'enclos.

- Informations nécessaires lors de l'envoi des échantillons : (voir **Annexe 1** pour le tableau à joindre aux échantillons)
 - Espèce
 - Date de prélèvement
 - Nombre d'individus dans l'enclos, âge de ceux-ci
 - Surface de l'enclos
- Conditions nécessaires à l'envoi des échantillons :
 - Délai court avec un envoi le lundi ou le mardi de préférence afin d'éviter que les échantillons ne patientent trop longtemps avant d'être analysés.
 - Envoyer sous couvert de froid pour limiter l'éclosion des œufs et la dégradation des échantillons
 - Respect des conditions d'envoi de prélèvements biologiques : au moins 3 couches entourant l'échantillon : pot / sachet, sachet, enveloppe bulle
 - Prélever des fèces les plus fraîches possible, afin de limiter le développement des œufs ainsi que la dessiccation (problème récurrent notamment dans les vivariums chauds et secs).

C'est au total un nombre de neuf parcs zoologiques et un grossiste qui ont participé activement à l'élaboration de cette étude, grâce à l'envoi d'échantillons ou la possibilité de réaliser des coproscopies sur place. A savoir : La Réserve Africaine de Sigean, le ZooParc de Beauval, Zoodyssée, le

Parc Zoologique de Paris, Le jardin zoologique de la Citadelle de Besançon, le zoo de la Palmyre, Alligator Bay, le Bioparc de Doué-La-Fontaine, le Safari de Peaugres, et La Ferme tropicale (grossiste).

B. Méthode d'enrichissement par flottation totale

Avantages :

Cette méthode de coproscopie par flottation est une méthode simple à réaliser car elle demande peu de matériel et de technique. Ces critères sont importants en parc zoologique car de nombreuses analyses de selles sont à réaliser tout au long de l'année et il est primordial d'évaluer rapidement la présence de la majeure partie des œufs de parasites pouvant infester les animaux afin de ne pas perdre trop de temps sur cette partie de travail au laboratoire. De plus, cette technique ne nécessite pas de matériel complexe et ce dernier est plutôt flexible : un tube à essai (voire un tube Eppendorf pour les petites espèces) pouvant être remplacé par un tube sec pour les petits prélèvements, le récipient de mélange pouvant être toute sorte de récipient, gradué ou non. Il existe également des pots spécifiquement créés pour la coproscopie par flottation utilisés principalement pour les carnivores domestiques (Exemple : Henry Schein® Fecal Diagnostic Kit) et très faciles d'utilisation car ils permettent un dosage correct des matières fécales avec la solution (ni trop peu, ni pas assez).

La méthode de coproscopie par flottation est la méthode la plus sensible pour détecter les parasites à cycle direct, plus fréquemment retrouvés en parc zoologique comme discuté précédemment. De plus, une solution de densité importante permet de faire remonter des œufs lourds comme certains œufs de trématodes.

Limites :

La solution de flottation au sel ayant une densité de 1.19, elle ne permettra pas aux œufs lourds de flotter, tels que les œufs de trématodes. Dans le cas d'animaux importés ou nouveaux arrivant dans un parc il est préférable d'utiliser une flottation de densité plus importante pour détecter un maximum de parasites.

Plus la solution de flottation est de densité importante, plus elle permet de faire remonter des parasites et des œufs, mais plus elle a tendance à déformer les œufs voire à les lyser limitant ainsi la diagnose des parasites.

Précautions :

Attention à ne pas trop diluer le prélèvement dans la solution. Une concentration idéale pouvant être de un gramme de fèces fraîches dans 10mL de liquide. Dans le cas de très petites selles (amphibiens notamment) il est important de ne pas trop diluer les prélèvements dans une solution mais bien d'adapter le contenant à la quantité prélevée. Pour les petits amphibiens (Dendrobates, Mantelles...) ou les petits reptiles (Geckonidés...) il est conseillé de rassembler trois à quatre crottes fraîches et de les mettre en flottation dans un tube Eppendorf dans 1 à 2mL de solution saline pour éviter une trop grande dilution de l'échantillon dans un grand tube à essai. La Figure ci-dessous (**Figure 58**) illustre la technique utilisée pour réaliser le mélange de flottation totale pour cette étude.

Matériel utilisé dans cette étude :

- Verre à pied x2
- Passoire
- Pilon
- Solution saline sursaturée de densité 1.19 (ou chlorure de Zinc à 1.23), densité permettant aux œufs de remonter à la surface de la solution et ainsi de se fixer sur la lamelle de verre. Cette solution peut être réalisée en sursaturant de l'eau minérale avec du sel, afin d'obtenir une densité de 1.19 à 1.20.
- Tube à essai, voire tube sec ou tube Eppendorf pour les petits échantillons, afin de ne pas trop diluer le prélèvement.
- Lamelle de verre
- lame de microscope

Préparation de la solution pour méthode par flottation totale :

- Homogénéiser le prélèvement au moyen d'un mortier et d'un pilon ou directement dans le verre à pied avec un fond de solution saline.
- Ajouter progressivement la solution de flottation à ce prélèvement et homogénéiser le mélange à l'aide d'un agitateur.
- Filtrer le mélange à travers une passoire dans un second verre à pied en remuant la partie solide dans la passoire afin de libérer correctement les parasites pouvant être restés accrochés aux matières fécales. Réaliser trois à cinq fois cette étape.
- Remplir un (ou plusieurs) tubes à essai à ras-bord.
- Déposer délicatement une lamelle de microscope sur le ménisque sans faire déborder la solution.
- Laisser reposer 15 à 20 minutes puis récupérer la lamelle avec la goutte de solution et la déposer sur une lame de microscope.
- Parcourir la lame au microscope optique à l'objectif x10 dans un premier temps pour détecter les éléments parasitaires puis passer à l'objectif x40 pour observer les détails des œufs.

Remarque : La plupart des objets est visible sur le même plan que les bulles d'air car ils sont plus légers que le liquide de flottation mais certains font exception. Il faut alors faire varier la mise au point tout en se déplaçant sur le champ, afin de visualiser les organismes présents sur différents plans et mettre facilement en évidence les objets réfringents (parois, morulas de certains œufs).

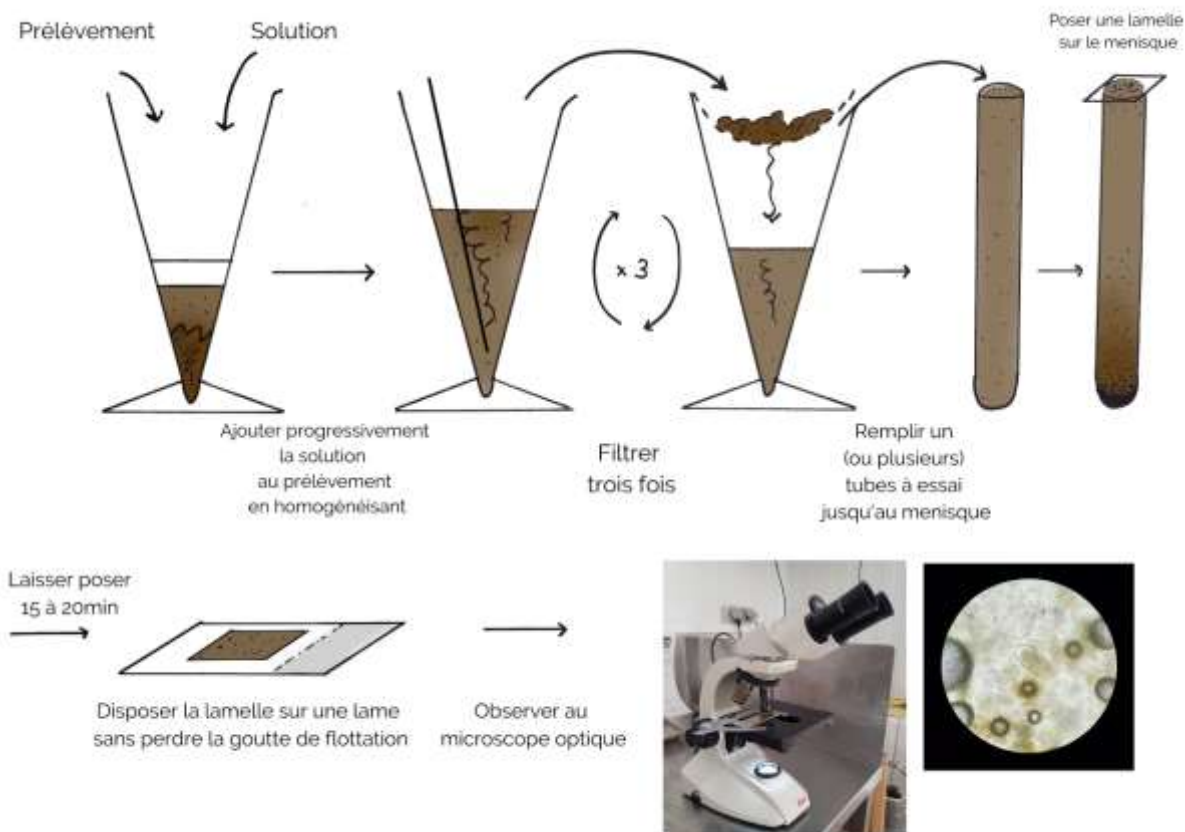


Figure 58 : Méthode générale de coproscopie par flottation

C. Méthode semi-quantitative par lame McMaster

La méthode par flottation permet de déterminer la valeur qualitative d'un prélèvement (présence ou non) sans préciser la valeur quantitative. La méthode MacMaster quant à elle permet de dénombrer une quantité d'œufs ou d'objets présents dans un gramme de fèces. Le résultat est alors compté en œufs par gramme (opg). Pour une solution saline de densité 1.19, il suffit par exemple de mélanger un gramme de fèces dans 14mL.

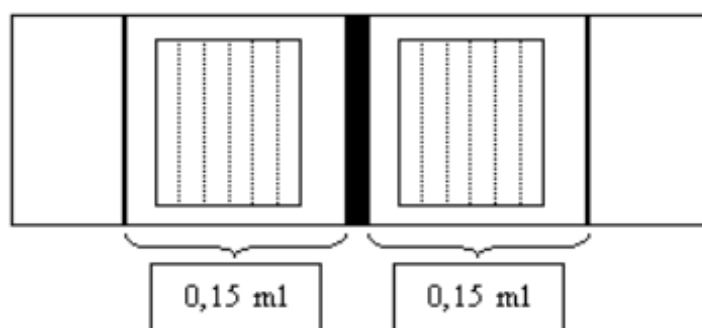


Figure 59: Schéma de la lame MacMaster, Service de Parasitologie de VetagroSup

Matériel utilisé dans cette étude :

- Verre à pied x2
- Passoire
- Pilon
- Solution saline sursaturée de densité 1.19, ou chlorure de Zinc, densité permettant aux œufs de remonter à la surface de la solution et ainsi de se fixer sur la face supérieure de la lame de McMaster.
- Lame de MacMaster

Avant toute préparation il est important d'observer l'aspect macroscopique du prélèvement : consistance, couleur, éléments macroscopiques visibles (aliments, organismes, vers adultes...) afin d'évaluer la qualité de ce dernier et détecter un éventuel problème digestif en amont.

Préparation de la lame de MacMaster :

- Homogénéiser le prélèvement au moyen d'un mortier et d'un pilon ou directement dans le verre à pied.
- Peser précisément 1 gramme de matières fécales.
- Ajouter progressivement 14mL d'une solution de flottation à ce prélèvement et homogénéiser le mélange à l'aide d'un agitateur.
- Prélever un échantillon de la suspension homogène à l'aide d'une seringue ou d'une pipette.
- Remplir chacun des deux compartiments de la lame de Mac Master avec la suspension.
- Attendre cinq minutes que les œufs remontent contre la face supérieure de la lame avant d'observer au microscope.
- L'objectif x10 du microscope permet une visualisation des objets coproscopiques dans la largeur d'une cellule de MacMaster. L'épaisseur de la lame ne permet pas de passer à l'objectif x40 pour observer des détails.
- Observer les 6 cellules de chaque case en comptant le nombre d'œufs de chaque espèce.

Pour calculer le nombre d'œufs par gramme (opg), il suffit de multiplier le nombre d'œufs comptés dans les 12 cellules par 50. En effet, chaque cellule possède un volume de 0,15 mL donc, comme la solution est diluée au quinzième, le nombre d'œufs comptés est celui contenu dans un centième de gramme de fèces.

En cas d'infestation trop massive et d'impossibilité de compter correctement les œufs de chaque cellule, il est possible de ne compter les éléments que de deux cellules puis de le multiplier par 6 afin d'approximer le nombre d'œufs présents dans les 12 cellules. Les marges d'erreurs sont plus faibles si l'on approxime un nombre d'œufs total – en supposant que la solution soit effectivement homogène – que si l'on compte l'ensemble des centaines voire milliers d'œufs présents dans les 12 cellules.

Exemple :

- 150 œufs ont été comptés dans les 12 cellules, cela correspond à $150 \times 50 = 7500$ opg
- 230 œufs ont été comptés dans deux cellules, cela correspond à $230 \times 6 \times 50 = 69\,000$ opg

L'avantage de cette méthode est qu'elle permet d'obtenir un résultat semi-quantitatif de la présence de parasites et d'adapter ainsi le traitement. En effet, dans le cas de faible infestation, selon les parasites, il ne sera pas nécessaire de traiter médicalement (protozoaires, oxyures).

Cependant, dans le cas de très petits échantillons il y a souvent une trop faible quantité pour observer à la fois en flottation et en MacMaster. De plus, il est très compliqué de peser précisément une quantité de fèces et d'y ajouter une dose de solution précise, à moins de posséder le matériel adapté (balance de précision au centième, pipettes précises au microlitre).

D. Méthode d'observation directe

Cette méthode consiste en l'application d'une faible quantité de fèces sur une lame à laquelle il suffit d'ajouter une goutte d'eau ou de liquide physiologique. L'observation entre lame et lamelle permet de mettre en évidence des larves ou œufs qui ne seraient pas visibles à la flottation, ou encore d'observer les flagellés se déplacer sous la lamelle dans le cas de prélèvements très frais. Une goutte Lugol[®] (iodure de potassium iodée) peut également être ajoutée pour visualiser notamment des amibes.

Intérêt : Possibilité d'observer tous les éléments parasitaires présents dans le prélèvement sans distinction de poids ou de type, notamment des flagellés qui ne sont visibles que par cette technique. On peut aussi bien observer des larves ou des parasites adultes que des œufs de trématodes ou de nématodes. De plus, il s'agit d'une technique facile à réaliser car ne nécessitant pas de matériel spécifique ni de temps d'attente.

Inconvénients : Souvent peu sensible car pas de concentration des éléments, contrairement à la flottation totale. Ainsi, si la charge parasitaire est faible il y a peu de chance de mettre en évidence les parasites en observation directe.

Cette technique a été peu réalisée pour cette étude car elle nécessitait trop de temps en plus des deux méthodes précédemment citées. Il a donc fallu sélectionner les plus pertinentes pour cette étude. Pour la même raison cette technique n'est pas toujours réalisée en routine car les vétérinaires des parcs favorisent la flottation totale qui est plus sensible et permet de mettre en évidence la majorité des parasites importants en parc zoologique. Quelques dizaines d'échantillons ont été analysés directement. Pour ceux-ci, aucune information supplémentaire à la flottation totale n'a été rapportée.

II. Résultats par parcs

A. Résultats bruts des coproscopies réalisées dans neuf parcs zoologiques et un grossiste

Les résultats suivants reflètent les résultats obtenus pour chaque coproscopie réalisée. Dans ce sens, un résultat « négatif » n'indique pas systématiquement une absence de parasitisme. En effet, l'excrétion parasitaire n'est pas continue, la coproscopie peut être négative si les selles analysées ne contenaient pas d'œufs ou de larves bien que l'hôte soit parasité.

Les résultats sont triés par parc et indiquent le résultat de la coproscopie. Les résultats positifs sont d'abord présentés, puis les résultats des « pseudoparasites » ou organismes douteux voire inconnus, et enfin les résultats négatifs. Les espèces hôtes sont présentées par leur nom scientifique pour harmoniser la nomenclature. Si un nom d'espèce hôte apparaît deux fois il s'agit non pas d'une erreur mais de deux individus d'enclos différents, ou encore du même individu dont la coproscopie a été réalisée deux fois.

Des photographies des organismes dits « douteux » ou « inconnus » sont présentées en Annexes.

Lorsque le résultat est indiqué en œufs par gramme (opg) dans le tableau suivant, ceci indique que la méthode semi-quantitative de MacMaster a été utilisée pour cet échantillon. Dans le cas de

résultats positifs non quantitatifs cela indique que la méthode MacMaster n'a pas été utilisée ou que les organismes en question n'ont pas été observés par cette méthode.

Parc	Espèce	Observation
Parc 1	<i>Python bivittatus</i>	Strongyloides (300 opg)
	<i>Osteolaemus tetraspis</i>	Strongles ou strongyloides (50opg), Coccidies (30 000opg) Œufs d'acariens
	<i>Centrochelys sulcata</i>	Oxyures (9050opg), Kyste amibiens ou coccidies (40opg)
	<i>Uromastix geyri</i>	Coccidies (45 300 opg) Œufs d'acariens
	<i>Phelsuma grandis</i>	Coccidies (150opg) Œufs d'acariens
	<i>Lampropeltis californiae</i>	Coccidies (70opg)
	<i>Centrochelys sulcata</i>	Œufs inconnus avec ou sans capsule, avec appendice caudal motile (6500opg) Voir Annexe 2
	<i>Uroplatus fimbriatus</i>	Mycètes Oocystes de Sarcocystes (non certain) (150opg) Voir Annexe 3
	<i>Calumma parsonii</i>	Œufs d'oxyures (3100 opg) Certains décapsulés, voir Annexe 4
	<i>Gastropholis prasina</i>	Œufs d'oxyures ou d'acanthocéphales, Voir Annexe 5
	<i>Trioceros quadricornis</i>	Œufs d'acariens
	<i>Pantherophis guttatus</i>	Œufs d'acariens
	<i>Calumma parsonii</i>	Œufs d'acariens et acariens
	<i>Trioceros quadricornis</i>	Acariens
	<i>Elaphe schrenckii</i>	Œufs d'oxyures de souris (<i>A. tetraptera</i>)
	<i>Elaphe guttata</i>	Œufs d'oxyures de souris (<i>A. tetraptera</i>)
	<i>Bitis rhinoceros</i>	Négatif
	<i>Phelsuma grandis</i>	Négatif
Parc 2	<i>Brachylophus</i> spp.	Coccidies 100opg
	<i>Heloderma h. exasperatum</i>	Coccidies (750opg)
	<i>Varanus macraei</i>	Coccidies (500 opg)
	<i>Malayopython reticulatus</i>	Coccidies (800 opg)
	<i>Pogona vitticeps</i>	Oxyures (6 550 opg) Coccidies (1 500 opg)
	<i>Gonocephalus grandis</i>	Coccidies Oxyures

Parc	Espèce	Observation
	<i>Pogona vitticeps</i>	Œufs de trématodes
	<i>Rhinoclemmys pulcherrima manni</i> , <i>Basiliscus plumifrons</i> , <i>Iguana iguana</i>	Œufs de strongles
	<i>Tarentola annularis</i> , <i>Uromastix acanthinura</i> , <i>Platysaurus imperator</i> , <i>Smaug mossambicus</i> et <i>Acanthocercus atricollis</i>	Œufs d'oxyures
	<i>Diploderma splendidum</i>	Œufs inconnus : trématodes ou cilié Nyctotherus, voir Annexe 6
	<i>Pelusios castaneus</i>	Organismes réfringents de 10 à 20µm de long (450 000 opg) Voir Annexe 7
	<i>Corallus hortulanus</i>	Œufs d'acariens
	<i>Varanus varius</i>	Œufs d'acariens
	<i>Paleosuchus palpebrosus</i>	21 œufs d'acariens
	<i>Eunectes murinus</i>	Œufs d'acariens
	<i>Varanus varius</i>	Œufs d'acariens
	<i>Dendrobates galactonotus</i>	Acariens et pseudoparasites
	<i>Acanthosaura capra</i>	Négatif
	<i>Aldabras sp.</i>	Négatif
	<i>Astrochelys radiata</i>	Négatif
	<i>Boa imperator</i>	Négatif
	<i>Chelonoidis carbonaria</i>	Négatif
	<i>Pogona vitticeps</i>	Négatif
	<i>Stigmochelys pardalis</i>	Négatif
	<i>Varanus komodensis</i>	Négatif
	<i>Pogona vitticeps</i>	Négatif
	<i>Heloderma horridum exasperatum</i>	Négatif
	<i>Varanus salvator</i>	Négatif
	<i>Litoria caerulea</i> / <i>Dryopsophus caeruleus</i>	Négatif
<i>Aldabrachelys gigantea</i>	Négatif	
Parc 3	<i>Timon lepidus</i>	Œufs d'oxyures (200 opg)
	<i>Timon lepidus</i>	Œufs d'oxyures ou Acanthocéphale (30 3000 opg) Voir Annexes
	<i>Zamenis longissimus</i>	Œufs de strongyloïdes
	<i>Testudo sp.</i>	Œufs d'ascaris (1 750 opg) Œufs d'oxyures (550 opg)
	<i>Lacerta bilenata</i>	Œufs d'Acanthocéphale
	<i>Tarentola mauritanica</i>	Œufs d'Acanthocéphale
	<i>Vipera ammodytes</i>	Œufs d'acariens
	<i>Rhinechis scalaris</i>	Acariens
	<i>Anguis sp.</i>	Négatif
<i>Vipera aspis</i>	Négatif	

Parc	Espèce	Observation
	<i>Vipera ammodytes</i>	Négatif
	<i>Zamenis longissimus</i>	Négatif
	<i>Timon lepidus</i>	Négatif
	<i>Elaphe quatuorlineata</i>	Négatif
	<i>Vipera ammodytes</i>	Négatif
	<i>Vipera aspis</i>	Négatif
	<i>Vipera aspis (juvénile)</i>	Négatif
	<i>Vipera ammodytes</i>	Négatif
	<i>Natrix natrix</i>	Négatif
	<i>Podarcis muralis</i>	Négatif
	<i>Zamenis longissimus</i>	Négatif
	<i>Natrix natrix</i>	Négatif
	<i>Zamenis longissimus</i>	Négatif
	<i>Zamenis longissimus</i>	Négatif
	<i>Natrix maura</i>	Négatif
	<i>Zamenis longissimus</i>	Négatif
	<i>Zamenis longissimus</i>	Négatif
	<i>Zamenis longissimus</i>	Négatif
	<i>Zamenis longissimus</i>	Négatif
	<i>Vipera berus</i>	Négatif
Parc 4 Reptiles	<i>Testudo hermanni</i>	Coccidies
	<i>Timon lepidus</i>	<i>Sarcocystis</i> (non certain) Voir Annexe 9
		Œufs d'oxyures
	<i>Basiliscus plumifrons</i>	Œufs d'oxyures (<i>Ozolaimus</i> sp.)
	<i>Timon lepidus</i>	Œufs d'oxyures
	<i>Corallus hortulanus</i>	Coccidies Œufs larvés de strongyloïdes
	<i>Testudo hermanni</i>	Œufs d'oxyures
	<i>Vipera berus</i>	Œuf d'Acanthocéphale pseudoparasite de souris ou oxyure déformée Voir Annexe 10
		Coccidies
	<i>Hemidactylus</i>	Coccidies
	<i>Astrochelys radiata</i>	Œufs de strongles <i>Chapiniella</i> sp. (incertain) Voir Annexe 11
	<i>Astrochelys radiata</i>	Œufs d'ascaris
	<i>Emys orbicularis</i>	Nématode libre ou parasitaire Voir Annexe 12
	<i>Epicrates cenchria</i>	Nématode libre ou parasitaire Voir Annexe 13
<i>Corallus hortulanus</i>	Œufs de <i>Nematophilla</i> sp. (trématode) ou parasite de souris. Voir Annexe 14	

Parc	Espèce	Observation
	<i>Sanzinia madagascariensis</i>	Œuf larvé de strongyloïdes : Même aspect mais petite taille Voir Annexe 15
	<i>Furcifer pardalis</i>	Œufs d'acariens de stockage + inconnus de type <i>Ascaridida</i> Voir Annexe 16
	<i>Furcifer pardalis</i>	Voir Annexe 16
	<i>Oxybelis fulgidus</i>	Œufs et larves d'oxyure pseudoparasite de rat (<i>Syphacia muris</i>)(Pritchett 2007) ou nématode libre Voir Annexe 17
	<i>Tupinambis teguixin</i>	Œufs d'acarien ou de strongle Voir Annexe 18
	<i>Platemys platycephala</i>	Œufs d'acariens ou strongles Œufs avec morula en division (4 ^e semaine) Voir Annexe 19
	<i>Zonosaurus madagascariensis</i>	Acariens
	<i>Testudo hermanni</i>	Œufs d'acarien
	<i>Phelsuma laticauda</i>	Acariens
	<i>Vipera amodytes</i>	Œufs de <i>Myocoptes musculus</i>
	<i>Hemidactylus</i>	Acariens à flancs verts
	<i>Epicrates cenchria</i>	Acariens
	<i>Zonosaurus madagascariensis</i>	Négatif
	<i>Vipera berus</i>	Négatif
	<i>Lepidodactylus lugubris</i>	Négatif
	<i>Testudo graeca</i>	Négatif
	<i>Vipera aspis</i>	Œufs d'acariens
	<i>Vipera ammodytes</i>	Acariens <i>Myocoptes musculus</i>
	<i>Astrochelys radiata</i>	Négatif
	<i>Emys orbicularis</i>	Négatif
	<i>Phelsuma laticauda</i>	Négatif
	<i>Testudo graeca</i>	Négatif
	<i>Emys orbicularis</i>	Négatif
	<i>Rhinechis scalaris</i>	Négatif
	<i>Astrochelys radiata</i>	Négatif
	<i>Phelsuma klemmeri</i>	Négatif
	<i>Phelsuma grandis</i>	Négatif
	<i>Zonosaurus madagascariensis</i>	Négatif
	<i>Vipera berus</i>	Négatif
	<i>Testudo graeca</i>	Négatif
	<i>Rhinechis scalaris</i>	Négatif
	<i>Boa constrictor</i>	Négatif
<i>Eunectes murinus</i>	Négatif	
<i>Corallus hortulanus</i>	Négatif	
<i>Oxybelis fulgidus</i>	Négatif	
<i>Dracaena</i>	Négatif	
Parc 4	<i>Alytes muletensis</i>	Œufs d'acarien

Parc	Espèce	Observation
Amphibiens	<i>Mantella aurantiaca</i>	Œufs d'acarien
	<i>Mantella baroni</i>	Acariens
	<i>Dyscophus guinetii</i>	Œuf larvés et larves de <i>Strongyloides</i> ou <i>Rhabdias</i> . Voir Annexe 20
	<i>Triturus cristatus</i>	Larves de <i>Strongyloides</i> ou <i>Rhabdias</i> Voir Annexe 21
	<i>Ichtyosaura alp. reiseri</i>	Larves de <i>Strongyloides</i> ou <i>Rhabdias</i> Voir Annexe 22
	<i>Phyllomedusa trinitatis</i>	Œuf de strongle ou Voir Annexe 23
		Œufs de <i>strongyloides</i> ou de pentastome Voir Annexe 24
	<i>Mantella aurantiaca</i>	Nématodes libres ou parasites Voir Annexe 25
		Acariens Voir Annexe 48 et Annexe 49
	<i>Agalychnis spurelli</i>	Strongles parasites ou nématodes libres Voir Annexe 26
		Œuf larvé de type <i>Rhabditida</i> Voir Annexe 27
	<i>Agalychnis dacnicolor</i>	Œufs larvés type <i>Rhabditida</i> comme <i>A. spurelli</i> et <i>C. craspedopus</i> . Voir Annexe 28
	<i>Cruziohyla craspedopus</i>	Œufs larvés type <i>Rhabditida</i> comme <i>A. spurelli</i> et <i>C. craspedopus</i> . Voir Annexe 29
	<i>Bombina variegata</i>	Adultes, larves et œufs de type <i>Rhabditida</i> . Voir Annexe 30 + acariens aux flancs verts - 3e semaine
	<i>Cruziohyla craspedopus</i>	Acariens
	<i>Pelophylax lessonae</i>	Acariens
	<i>Hyla arborea</i>	Acariens
	<i>Dendrobates tinctorius</i>	Acariens
	<i>Alytes muletensis</i>	Acarien
	<i>Ichtyosaura alp. reiseri</i>	Négatif
<i>Ichtyosaura alp. reiseri</i>	Larves	
<i>Dendrobates tinctorius</i>	Négatif	
<i>Bufo variabilis</i>	Négatif	
<i>Bombina variegata</i>	Négatif	
<i>Heterixalus alboguttatus</i>	Négatif	

Parc	Espèce	Observation
	<i>Boophis luteus</i>	Négatif
	<i>Trachycephalus resinifictrix</i>	Négatif
	<i>Trachycephalus resinifictrix</i>	Négatif
	<i>Hyla arborea</i>	Négatif
	<i>Trachycephalus resinifictrix</i>	Négatif
	<i>Trachycephalus resinifictrix</i>	Négatif
	<i>Trachycephalus resinifictrix</i>	Négatif
	<i>Triturus macedonius</i>	Négatif
	<i>Alytes muletensis</i>	Négatif
	<i>Dyscophus guineti</i>	Négatif
	<i>Pelophylax ridibundus</i>	Négatif
	<i>Bombina variegata</i>	Négatif
	<i>Bombina variegata</i>	Négatif
	<i>Alytes muletensis</i>	Négatif
	<i>Mantella baroni</i>	Négatif
	<i>Mantella aurantiaca</i>	Négatif
	<i>Dendrobates tinctorius</i>	Négatif
	<i>Bombina variegata</i>	Négatif
	<i>Mus musculus</i>	Œufs de <i>Myocoptes musculinus</i>
	Criquets d'alimentation	Négatif
	Grillons d'alimentation	Négatif
<i>Tropidacris collaris</i>	Négatif	
Parc 5 (Reptiles)	<i>Furcifer pardalis</i>	Nématodes
		Coccidies
	<i>Testudo hermanni</i>	Négatif
	<i>Testudo hermanni</i>	Négatif
	<i>Testudo graeca</i>	Négatif
Parc 5 (Amphibiens)	<i>Dendrobates tinctorius azureus</i>	Nématodes (larves et œufs ronds) Voir Annexe 31
		Acariens et œufs d'acariens
	<i>Bufo bufo</i>	Nématodes (larves + œufs ronds) Voir Annexe 32
	<i>Dendrobate leucomelas</i>	<i>Rhabditida</i> : Œufs larvés 35µm et larves. Voir Annexe 33
	<i>Epipedobates tricolor</i>	Nématodes (larves et œufs ronds) Voir Annexe 34
	<i>Excidobates mysteriosus</i>	Nématodes larves Voir Annexe 35
	<i>Phyllobates vittatus</i>	Nématodes (larves et œufs ronds)
	<i>Excidobates mysteriosus (RA5)</i>	Strongyloïdes : œufs larvés 20µm et larves Voir Annexe 36
	<i>Theلودerma corticale</i>	Coccidies 5µm ovoïdes
	<i>Mantella aurantiaca</i>	Acariens
	<i>Dendrobates tinctorius azureus</i>	Acariens
	<i>Dendrobates auratus</i>	Négatif
<i>Dendrobates azureus</i>	Négatif	
<i>Dendrobates leucomelas</i>	Négatif	

Parc	Espèce	Observation
	<i>Excidobates mysteriosus</i>	Négatif
	<i>Salamandra salamandra</i>	Négatif
Parc 6	<i>Mecistops cataphractus</i>	<i>Nyctotherus sp.</i>
	<i>Eunectes murinus</i>	Coccidies (8 100 opg)
	<i>Iguana iguana</i>	Cyst de <i>Balantidium sp.</i> et de <i>Nyctotherus sp.</i> trophozoïte de <i>Nyctotherus sp.</i>
	<i>Eunectes murinus</i>	Coccidies (166 opg)
	<i>Python morulus</i>	Œufs d'acarien <i>Myocoptes musculus</i>
	<i>Python regius</i>	Œufs d'acarien <i>Myocoptes musculus</i>
	<i>Chelonoidis carbonaria</i>	Négatif
	<i>Aldabrachelys gigantea</i>	Négatif
	<i>Astrochelys radiata</i>	Négatif
	<i>Boa constrictor</i>	Négatif
	<i>Chelonoidis carbonaria / Centrochelys sulcata</i>	Négatif
	<i>Crocodilus niloticus</i>	Négatif
	Parc 7	<i>Stigmochelys pardalis</i>
<i>Manouria emys</i>		Kystes et trophozoïtes de <i>Nyctotherus sp.</i>
<i>Aldabrachelys gigantea</i>		Kystes de <i>Nyctotherus sp.</i>
<i>Chelonoidis carbonaria</i>		Kyste de <i>Nyctotherus sp.</i>
<i>Cyclura cornuta</i>		trophozoïte de <i>Nyctotherus sp.</i> Œufs d'oxyures
<i>Ctenosaura similis</i>		Œufs d'oxyures (21 000 opg)
<i>Pogona vitticeps</i>		Œufs d'oxyures (5 800 opg)
<i>Centrochelys sulcata</i>		Coccidies (9 600 opg) Œufs d'oxyures (350 opg) Kystes de <i>Nyctotherus sp.</i>
<i>Eublepharis macularius</i>		Œufs d'oxyures Œuf d'Acanthocéphale Œufs de strongles
<i>Pogona vitticeps</i>		Coccidies, flagellés
<i>Heloderma horridum</i>		Négatif
<i>Varanus macraei</i>		Négatif
<i>Hydrosaurus weberi</i>		Négatif
<i>Elaphe carinata</i>		Négatif
<i>Spalerothis diadema</i>		Négatif
<i>Eunectes murinus</i>	Négatif	
Parc 8	<i>Astrochelys radiata</i>	trophozoïtes de <i>Nyctotherus sp.</i>
	<i>Stygmocheilus pardalis</i>	<i>Isospora sp.</i> (16 800 opg), Œufs d'oxyures (rares), Kystes de <i>Nyctotherus sp.</i> (rares)
	<i>Testudo hermanni</i>	<i>Isospora sp.</i> (750 opg)
	<i>Geochelone sulcata</i>	Œufs d'oxyures (250 opg)

Parc	Espèce	Observation
	<i>Aldabrachelys gigantea</i>	Kystes de <i>Nyctotherus sp.</i>
	<i>Aldabrachelys gigantea</i> + <i>Astrochelys radiata</i>	Kystes et trophozoïtes de <i>Nyctotherus sp.</i>
	<i>Geochelone sulcata</i>	Œuf d'oxyures
	<i>Testudo hermanni</i>	Œufs d'oxyures (rares)
	<i>Astrochelys radiata</i>	Œufs d'oxyures (grande quantité, 3 espèces) Kystes de <i>Nyctotherus sp.</i>
	<i>Aldabrachelys gigantea</i>	Œufs d'acariens
	<i>Eunectes murinus</i>	Négatif
	<i>Varanus niloticus</i>	Négatif
	<i>Eunectes murinus</i>	Négatif
Parc 9	<i>Theلودerma corticale</i>	Œufs larvés de <i>Rhabditida</i>
	<i>Gonyosoma oxycephalum</i>	Coccidies (34*50 opg) Œufs de d'oxyures (100 opg)
	<i>Varanus indicus</i>	Négatif
	<i>Python regius</i>	Négatif
Parc 10 (Reptiles)	<i>Stigmochelys pardalis</i>	Œufs d'oxyures
	<i>Correlophus ciliatus</i> NC (né en captivité)	Œufs d'acanthocéphale
		Œufs d'oxyures
	<i>Pogona vitticeps</i> NC	Œufs d'oxyures
		Coccidies
	<i>Chlamydosaurus kingii</i> WB (Wild Born)	Œufs d'oxyures
	<i>Pantherophis guttatus</i> NC	Œufs de <i>Rhabditida</i> ou de nématodes libres Voir Annexe 37
	<i>Eublepharis macularius</i> NC	Oxyures
		<i>Rhabditida</i>
		Cryptosporidies : non confirmé mais compatible avec la clinique Voir Annexe 38
	<i>Anolis carolinensis</i> WB	Coccidies Acariens à flancs verts Œufs d'acariens
		Œufs larvés et larves Voir Annexe 39
	<i>Hypsilurus nigrigularis</i> WB	Œufs d'oxyures
	<i>Gekko grossmanni marmoratus</i> WB	Œufs d'oxyures Coccidies
	<i>Testudo horsfieldii</i>	Œufs d'oxyures 2espèces (Probable <i>Ozolaimus sp.</i>)
	<i>Cyclodomorphus gerrardii</i> NC	Œufs d'oxyures
<i>Physignathus cocincinus</i> WB	Œufs d'oxyures	
<i>Cameleo calyptratus</i>	Isospora	
<i>Gekko gecko</i> WB	Sarcocystis Voir Annexe 40	
<i>Crotaphytus collaris</i> WB	Kyste amibien Voir Annexe 41	

Parc	Espèce	Observation
	<i>Phelsuma mad. madagascariensis</i> NC	Acariens Voir Annexe 47
	<i>Basiliscus plumifrons</i> et <i>Basiliscus vittatus</i> WB	Probables mycètes Voir Annexe 50
	<i>Agalychnis callidryas</i> NC	Probables mycètes Voir Annexe 50
	<i>Leptopelis nord equatorialis</i> NC	Négatif
	<i>Pantherophis guttatus</i> NC	Négatif
	<i>Boa constrictor</i> NC	Négatif
Parc 10 (amphibiens)	<i>Python regius</i> NC	Négatif
	<i>Amnirana galamensis</i> WB	Coccidies Vers avec œufs dedans Acariens
	<i>Pyxicephalus adspersus</i> NC	Organismes de 20 à 30µm de long. Voir Annexe 42
	<i>Bufo terrestris</i> WB	Larves et œufs larvés type <i>Rhabditida</i> Voir Annexe 43
	<i>Phlyctimantis leonardi</i> WB	Coccidies
		Œufs de strongles et d'ascaris Voir Annexe 44
		Organismes inconnus comme pour <i>P. adspersus</i> Voir Annexe 42
	<i>Phyllomedusa burmeisteri</i> NC	Vers avec des œufs dedans type <i>Rhabditida</i> Œufs type strongle Voir Annexe 45 Acariens (3 types)
	<i>Bufo quercicus</i> WB	Vers et œufs type <i>Rhabditida</i> Voir
	<i>Anaxyrus bufo boreas</i> WB	Vers type <i>Rhabditida</i>
	<i>Bufotes pewzoni</i>	Acariens
	<i>Litoria aurea</i> NC	Négatif
<i>Dendrobates galactonotus</i> NC	Négatif	
<i>Hylarana signata</i> WB	Négatif	

Remarques :

- Certaines informations n'ont pas été transmises concernant les traitements de certains parcs.
- **Parc 10** : il s'agit d'un grossiste revendeur de reptiles et d'amphibiens. Une certaine proportion de la collection est issue du milieu naturel, indiquée par l'acronyme « WB – Wild Born ». Les autres individus sont indiqués comme « NC – nés en captivité ». Dans tous les cas, aucun animal n'a subi de traitement antiparasitaire depuis son arrivée ou sa naissance.

- De nombreux résultats sont indiqués comme douteux et illustrés en annexes. Ces défauts d'identification proviennent d'une littérature trop pauvre et parfois contradictoire d'un article à l'autre, qui empêche l'identification certaine de certains organismes. Les photos de ces résultats sont présentées en annexes afin de permettre à chacun de les interpréter à sa manière, et de faire évoluer les résultats de cette étude lorsque les connaissances sur la diagnose morphologique des parasites sera plus développée.

B. Prévalence du parasitisme chez les reptiles et amphibiens de cette étude

Le tableau ci-dessous présente les résultats obtenus lors de cette étude. Le pourcentage indiqué représente le pourcentage de résultats positifs par taxon afin de mettre en évidence la prévalence des parasites pour chacun de ces groupes d'espèces. Dans la présente étude, les chéloniens et les sauriens sont les reptiles les plus parasités, avec respectivement 58.3 et 52.7% de résultats positifs, tandis que les ophidiens semblent globalement moins impactés avec une prévalence de 23.5%. Le tout représente une prévalence globale de 42.3% du parasitisme dans les populations étudiées, sachant que seule une dizaine d'individus sur 267 présentaient des signes cliniques évidents (abattement, diarrhée).

RESULTATS	Coproscopies positives	Coproscopies négatives	Présence de pseudoparasites ou acariens	Nombre total d'échantillons
Sauriens	38 soit 52.7%	23	11	72
Chéloniens	28 Soit 58.3%	18	2	48
Ophidiens	16 Soit 23.5%	41	11	68
Crocodyliens	2	1	1	4
Amphibiens	29 Soit 38.6%	34	12	75
Total	113 Soit 42.3%	117	37	267

La présence de pseudoparasites et d'acariens n'a pas été comptabilisée dans les résultats négatifs, afin de représenter la prévalence de ces organismes dans les analyses réalisées.

Concernant les amphibiens, de nombreux organismes visualisés en coproscopie dans cette étude n'ont pu être identifiés avec précision, en raison de la difficulté à identifier certains parasites uniquement par leur aspect morphologique, associée au manque d'informations sur les parasites des amphibiens. Afin d'éviter les faux positifs liés à la présence d'organismes issus de l'environnement, les amphibiens du parc 5 ont été isolés de leur terrarium, rincés et placés sur du papier absorbant propre, jusqu'au recueil des excréments frais. Toutes les larves observées en coproscopie sur les amphibiens de ce parc proviennent donc de l'organisme de ces animaux et sont probablement parasitaires. Ils ont donc été comptabilisés comme tels (voir paragraphe « Pseudoparasites » p 87).

Concernant les résultats des serpents, au moins 8 échantillons sur les 16 positifs pourraient être classés dans la catégorie « pseudoparasites », réduisant à 12% la prévalence parasitaire effective. En effet, ces prélèvements ont révélé la présence d'œufs ressemblant fortement à ceux des parasites de lézards ou de souris (proies des serpents en question). La différence étant cependant impossible à réaliser par morphologie au microscope optique, ces résultats ont été considérés comme positifs pour les serpents.

Le **Tableau 3** montre la prévalence de chaque groupe de parasites. Les résultats indiqués sont calculés en pourcentage de cas positifs. Il apparaît ici clairement que les oxyures sont les parasites les plus fréquents chez les sauriens (27.7%) et les chéloniens, (25%) souvent associés à des coccidies chez les premiers, et des ciliés chez les seconds. Aucun œuf de cestode n'a été mis en évidence et seul un cas d'infection par des trématodes chez des sauriens a été mis en évidence. Ceci s'explique par la méthode de coproscopie utilisée (flottation au sel ou au zinc) qui est peu sensible pour ces helminthes, ainsi que par la faible prévalence du parasitisme par des cestodes et des trématodes en captivité.

Tableau 3 : Résultats détaillés par parasite. Le pourcentage représente le nombre de résultats comprenant au moins un parasite du groupe indiqué parmi le nombre total d'échantillons testés positifs.

	Sauriens	Chéloniens	Ophidiens	Amphibiens
Oxyures	27.7%	25%	0	0
<i>Rhabdias / Strongyloides</i>	4.1%	2%	7.3%	29.3%
Coccidies	23.6%	8.3%	7.3%	4.1%
Strongles	2.7%	6.2%	0	4.1%
Ascarididés	2.7%	4.1%	0	1.4%
Ciliés	1.3%	13.8%	0	0
Acanthocéphales	8.3% **	0	1.5%	0
Trématodes	2.7%	0	0	0
TOTAL (hors pseudoparasites)	52.7%	58.3%	23.5%	38.6%*
Parasitisme multiple	15.2%	9.7%	1.5%	5.5%
Pseudoparasites	20.8%	8.3%	26%	23.6%

* les résultats des amphibiens sont à nuancer face à l'absence de vérification des résultats par un spécialiste, les pourcentages de résultats positifs ou de pseudoparasites sont notamment délicats à interpréter.

** Les résultats concernant les acanthocéphales sont à nuancer car certains œufs d'oxyures sont très proches des œufs d'acanthocéphales et ont pu entraîner une erreur de comptabilisation.

C. Pseudoparasites en coproscopie

Dans cette étude, il a été nommé « pseudoparasite » tout organisme pouvant être retrouvé en coproscopie et confondu avec un parasite de l'hôte. Il peut s'agir de parasites des proies (interne ou externe) dans le cas des animaux carnivores, d'organismes de l'environnement, tels que des acariens ou nématodes libres ou encore d'organismes dont les reptiles et amphibiens sont les hôtes paraténiques stricts. Cette définition peut paraître simple mais derrière cette description se cache la difficulté à identifier correctement l'origine de certains organismes, les ressemblances étant fortes

entre quelques parasites vrais et pseudoparasites, notamment concernant les œufs et larves de nématodes.

1. Nématodes libres ou parasitaires

La plus grande difficulté en observation microscopique optique de routine est la distinction entre les nématodes libres et parasitaires. En effet, dans un milieu humide riche en matière organique telle que des terrariums autogérés, de nombreux organismes se développent à la manière d'un micro-écosystème, tels que des nématodes libres. Ces organismes vermiformes peuvent être retrouvés en coproscopie par leur présence dans le substrat sur lequel les selles sont excrétées et confondues avec des nématodes parasitaires. La difficulté de différencier les formes libres des formes parasitaires uniquement par leur morphologie rend alors impossible leur distinction au microscope optique (Wright, Whitaker 2001).

Pour éviter une contamination des selles par des nématodes de l'environnement plusieurs techniques existent, avec, du plus simple à réaliser au plus complexe :

- Disposer du papier propre (ou une alèse pour les milieux humides) sur le sol afin que les individus fassent leurs besoins dessus. Il est conseillé de ne pas laisser le papier ou l'alèse plus de deux à trois heures dans l'enclos afin de limiter la migration d'organismes et donc un biais des résultats, pour être certain que les microorganismes observés soient bien parasitaires. Cette technique fonctionne exclusivement pour les animaux qui défèquent fréquemment et qui vivent au sol. Il s'agit cependant de la technique la moins stressante pour les animaux.
- Isoler l'animal de son milieu de vie, de préférence dans un endroit propre de toute contamination extérieure (telle qu'une boîte en plexiglas facile à nettoyer) durant quelques minutes à quelques heures le temps d'obtenir des selles fraîches. Récupérer les selles émises et les analyser.
- Prélever directement dans le système digestif de l'hôte, dans le cas de grandes espèces. Cependant, il s'agit d'un acte invasif qu'il convient de réaliser en parallèle d'une intervention et non de manipuler l'animal spécifiquement pour cela.
- Réaliser des prélèvements *post-mortem* directement dans les intestins (ou les voies respiratoires) et analyser en observation directe ou envoyer au laboratoire dans le cas de mortalités.
- Envoyer des prélèvements contenant des adultes nématodes à un laboratoire spécialisé afin de permettre une identification morphologique des adultes ou une identification moléculaire (possible aussi avec des œufs).

Afin de pallier ce biais, les deux premières techniques ont été utilisées pour la récolte de selles dans le parc n°5, afin de réduire le risque de contamination par l'environnement. En effet, après une première série de coproscopies il a été mis en évidence la présence de nombreux nématodes, dont l'origine était douteuse compte tenu de la forte hygrométrie des vivariums, propice au développement des nématodes libres. Des coproscopies sur ces mêmes individus, après les avoir isolés quelques heures ou avoir récolté les selles sur des alèses, a permis de confirmer l'origine parasitaire de ces nématodes.

2. Pseudoparasites parasites de proies

La seconde difficulté réside en la distinction des pseudoparasites et des parasites vrais. Les pseudoparasites sont fréquemment retrouvés chez les espèces carnivores et leur présence est probablement sous-estimée. Chez les ophidiens, les œufs d'oxyures sont quasi-exclusivement pseudoparasites car il existe peu d'espèces d'oxyures qui infestent les serpents, tandis que leur proies (souris, lézards) sont, elles, fréquemment parasitées par ceux-ci (Divers, Stahl 2019) (Pritchett 2007). Les autres parasites des proies sont plus difficiles à différencier et il faut parfois avoir recours à une expertise plus précise voire une analyse moléculaire.

Pour le parc n°4, des coproscopies ont été réalisées sur les proies en élevage au parc, afin d'évaluer les parasites présents dans leurs intestins et éventuellement les mettre en relation avec les organismes retrouvés chez les carnivores. Les résultats sont indiqués à la fin des résultats de ce parc. Seuls des œufs d'acariens (acariens non identifiés et *Myocoptes musculus*) ont été trouvés en commun chez les proies et les « prédateurs ».

Dans le cas de carnivores nourris avec des souris, cinq œufs d'helminthes pseudoparasites peuvent être retrouvés en coproscopie : *Hymenolepis diminuta* et *H. nana* (cestodes) et *Aspicularis tetraptera*, *Syphacia obvelata* et *S. muris* (oxyures). Il s'agit des nématodes les plus fréquemment présents chez les souris d'élevage ou de laboratoire (Divers, Stahl 2019) (Pritchett 2007). Voir **Figure 60** et **Figure 61**.

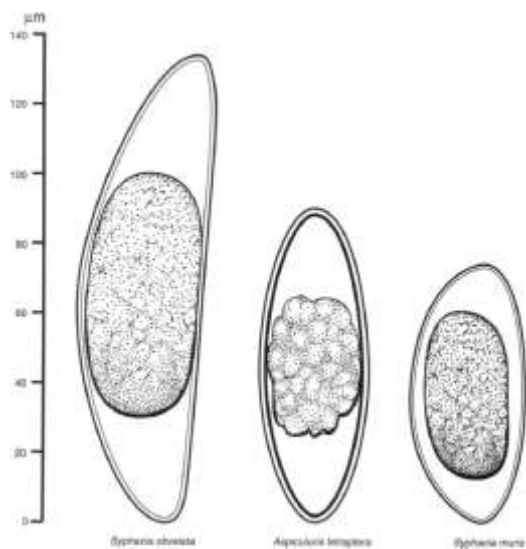


Figure 60 : Schéma représentant les œufs des trois principales espèces d'oxyures retrouvées chez les souris, d'après Pritchett 2007

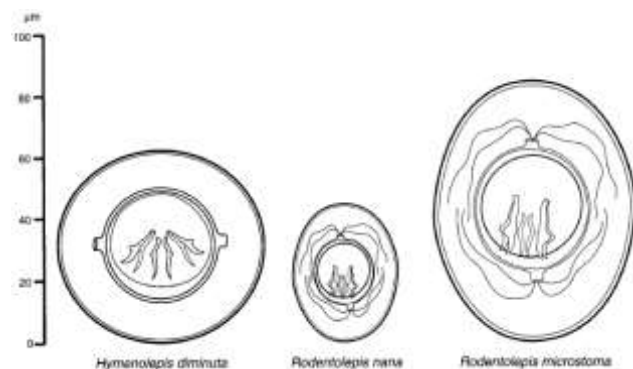


Figure 61 : Schéma représentant les œufs des trois principales espèces de cestodes retrouvées chez les souris, d'après Pritchett 2007 NB : *Rodentolepis* = *Hymenolepis*.

3. Acariens

Les œufs d'acariens sont de taille variable mais sont globalement grands, variant de 100 à 140µm pour la plupart. Ils peuvent être confondus avec des œufs de strongles car ils possèdent une fine paroi lisse ainsi qu'un contenu granuleux hétérogène pouvant être de couleur brune à transparente selon les espèces et le stade de développement, qui sont aussi des critères des œufs de strongles. La plus grande différence étant que la morula des œufs de strongles n'occupe pas tout le contenu de l'œuf, tandis que dans le cas des acariens, la morula occupe généralement l'ensemble du contenu.

Des acariens de stockage (*storage mite* en anglais) sont fréquemment retrouvés en coproscopie (19% (Jimenez Castro 2019)) car transitant librement dans le tube digestif, notamment chez les lézards insectivores. Ils se nourrissent des déchets alimentaires ou du contenu digestif de leur « hôte ». Leur présence indique souvent des conditions d'environnement non adaptées telles qu'une hygrométrie trop importante. Il n'est donc pas étonnant de les retrouver dans les selles de reptiles ou amphibiens vivant naturellement dans des milieux humides, cependant il faut être attentif à leur présence dans les selles d'animaux de milieu arides. Voir **Figure 62**.

Myocoptes musculus est un acarien très répandu, parasite du pelage des souris, dont les œufs allongés et longs (150 à 200µm) sont caractéristiques. Ceux-ci sont fréquemment retrouvés en coproscopie chez les carnivores nourris avec des souris et ne sont en aucun cas pathogènes pour les reptiles (Wolf et al. 2014). Voir **Figure 63** et Annexes.



Figure 62 : A gauche : Acarien de stockage (Storage mite) retrouvé sur une tortue présentant une nécrose de la carapace x200 ; A droite : Acarien de stockage circulant dans le transit intestinal d'un *Pogona vitticeps*, x200, d'après (Jimenez Castro 2019)



Figure 63 : Œuf de *Myocoptes musculus* chez un *Morelia viridis*, x200, d'après (Wolf et al. 2014)

III. Zoom sur les traitements les plus couramment utilisés

Le **Tableau 4** répertorie les traitements utilisés dans la littérature chez les reptiles et chez les amphibiens (cases en gris), classés selon le principe actif. Les posologies peuvent être variables pour une même molécule. Les tableaux 5 à 7 rassemblent les traitements triés par taxon et par parasite, dans le cas où l'espèce hôte est précisée. Cette liste est non exhaustive et permet aux vétérinaires d'utiliser ces molécules avec moins de craintes, ces traitements ayant déjà été utilisés sur ces espèces précises.

Le **Tableau 8**, quant à lui, répertorie les traitements utilisés chez les amphibiens dans la littérature, sans précision de l'espèce cible.

Dans le cas de fortes infestations par des helminthes, il est parfois nécessaire de répéter le traitement à deux semaines d'intervalle. Dans la mesure du possible, une coproscopie de contrôle entre chaque administration devrait être réalisée afin d'évaluer la nécessité ou non de traiter effectivement de nouveau et ainsi d'éviter l'usage excessif d'antiparasitaires.

Ces traitements médicamenteux sont à associer à des mesures d'hygiène plus ou moins spécifiques à chaque parasite, dont les détails sont précisés plus haut dans cette étude.

A. Principaux traitements utilisés dans la bibliographie

Tableau 4 : Traitements antiparasitaires internes utilisables chez les reptiles (blanc) et amphibiens (gris) dans la littérature.

Principe actif	Posologies	Spectre
Albendazole	50 mg/kg PO , répéter 15j plus tard chez les tortues (Miller, Fowler 2015)	Nématodes, cestodes + Trématodes chez les lézards.
Bunamidine HCl	50 mg/kg PO	Cestodes
Fenbendazole	- 25 à 50 mg/kg/j 3j PO . A renouveler un mois plus tard (tortues, serpents) - 50-100 mg/kg PO , renouveler 15j plus tard (lézards) (Miller, Fowler 2015)	Nématodes gastro-intestinaux et pulmonaires + cestodes (<i>Taenias</i>) + protozoaires digestifs (flagellés, giardia) + trématodes
	100 mg/kg PO 10j (Wright, Whitaker 2001)	Nématodes
Ivermectine ATTENTION : jamais chez les chéloniens ni les scinques !	0.2-0.4 mg/kg IM ou SC , à renouveler 14j plus tard (lézards) 0.2 mg/kg PO ou SC tous les 10 j, 2 à 3 fois de suite (serpents) (Miller, Fowler 2015) (Grosset 2010)	Certains nématodes Ectoparasites
	1 mg/kg PO (lézards) (Wright, Whitaker 2001)	Pentastomes (traitement alternatif)
	200 – 400 µg/kg PO ou local (Wright, Whitaker 2001)	Nématodes (2 ^e intention après le Fenbendazole)

Lévamisole	5 – 10 mg/kg SC ou intracœlomique (IC) deux fois à 14j d'intervalle (tortues, serpents) (Miller, Fowler 2015)	Nématodes
	8-10 mg/kg IC (Wright, Whitaker 2001)	Nématodes
	5 mg/kg IC ou SC chez les serpents (Wright, Whitaker 2001)	Pentastomes
Métronidazole	50-100 mg/kg PO tous les 14j trois fois (tortues, lézards) (Miller, Fowler 2015)	Protozoaires : Amibes, flagellés, ciliés
	20 à 50 mg/kg PO SID 3-5j (serpents) (Miller, Fowler 2015)	
	100 mg/kg PO à 15j d'intervalle (De la Navarre 2011)	
	100 mg/kg PO 2 fois à 14j d'intervalle (amphibiens formes adultes)	Protozoaires : amibes, flagellés (Wright, Whitaker 2001)
	Bains de 500 mg/L au maximum, tous les 5j 15-30min (amphibiens formes larvaires)	
	10-20 mg/kg PO SID 5j (Wright, Whitaker 2001)	Ciliés
Milbémycine oxime + praziquantel	0.5 mg/kg (milbémycine) 8 mg/kg (praziquantel)	Nématodes + cestodes
Moxidectine + Imidaclopride (Advocate ND Advantage multi ND Spot-on)	De 32 mg/kg d'imidaclopride + 8 mg/kg de moxidectine À 64 mg/kg d'imidaclopride + 16 mg/kg de moxidectine spot-on Posologie croissante avec l'épaisseur de la peau Soit environ 1 goutte / 60g .	Nématodes Acariens (chéloniens, serpents, lézards) (Mehlhorn et al., 2005) (Grosset 2010)
Niclosamide	150-300 mg/kg PO	Cestodes
Nitroscanate	50 mg/kg une fois PO (Miller, Fowler 2015)	Nématodes gastro-intestinaux
Oxfendazole	66 mg/kg PO (lézards, tortues) (Giannetto et al. 2007)	Nématodes
Pamoate de pyrantel	25 mg/kg une fois PO (Miller, Fowler 2015) (Grosset 2010)	Nématodes gastro-intestinaux et respiratoires.
Paromomycine	35-100 mg/kg PO SID jusque 4 semaines d'affilée (Miller, Fowler 2015)	Amibes et cryptosporidies

	300-800 mg/kg PO q 24-48h pendant 7 à 14j (De la Navarre 2011)	Cryptosporidies
Pipérazine	40-60 mg/kg PO (De la Navarre 2011)	Nématodes
Praziquantel	7 – 25 mg/kg SC, IM ou PO, TID un jour, renouveler 15 jours plus tard (8-10mg/kg lézard) (Miller, Fowler 2015)	Cestodes, trématodes (et Spirorchidises chez les tortues marines)
	8-14 mg/kg PO, IM ou IC à 14jours d'intervalle trois fois de suite (Wright, Whitaker 2001)	Trématodes
	Jusque 10 mg/L en bain (Wright, Whitaker 2001)	Mongeneas type <i>Gyrodactylus</i>
Sulfadiméthoxine	90 mg/kg une fois puis 45 mg/kg PO SID 5-7j (tortues, serpents) 50 mg/kg PO SID 3j (lézards) (Miller, Fowler 2015) (Grosset 2010)	Coccidies
Sulfaméthoxine ou sulfaméthzine	75 mg/kg SID 7j (De la Navarre 2011)	
Thiabendazole	110 mg/kg PO (serpents) (Miller, Fowler 2015)	Pentastomes
	50 – 100 mg/kg PO (De la Navarre 2011)	Nématodes
Toltrazuril	15 mg/kg PO toutes les 3 semaines (tortues) 5-15 mg/kg PO SID 3j (lézards) 5-20 mg/kg PO SID (serpents) (Miller, Fowler 2015)	Coccidies intranucléaires
Triméthoprime-sulfaméthoxazole (TMS ou TMP-SMZ)	30-60 mg/kg PO SID 60j (De la Navarre 2011)	Cryptosporidies
	30 mg/kg PO SID 7-10j (tortues, serpents) 15-30 mg/kg IM, SC ou PO SID (lézards) (Miller, Fowler 2015)	Coccidies
	15 mg/kg PO pendant 7 à 14 jours (Wright, Whitaker 2001)	Coccidies

Indexe des traitements : PO : Per os, IM : Intramusculaire, SC : Sous-cutané, IC ou ICE : Intracoelomique

B. Traitements antiparasitaires utilisés par espèces, dans les parcs de l'étude et dans la bibliographie lorsque l'espèce est précisée

Tableau 5: Traitements antiparasitaires internes chez les chéloniens

Contre quels parasites	Molécule utilisée	Posologie / source	Espèces concernées
Nématodes (général)	Lévamisole	5 mg/kg IM (parc n°2) De 5 mg/kg grandes espèces à 10 mg/kg pour petites espèces (parc n°8)	<i>Centrochelys sulcata</i> <i>Stigmochelys pardalis</i> <i>Geochelone gigantea</i> <i>Malacochersus tornieri</i> <i>Testudo hermanni</i> <i>Testudo graeca</i>
	Fenbendazole	50mg/kg PO et jusque 100mg/kg pour les petites espèces (parc n°2)	<i>Stigmochelys pardalis</i> <i>Astrochelys radiata</i> <i>Malacochersus tornieri</i> <i>Testudo hermanni</i> <i>Testudo graeca</i>
		50mg/kg 3 j deux fois à 15j d'intervalle (parc n°7)	Toutes espèces de tortues Dont : <i>Manouria emys</i> <i>Chelonoidis carbonaria</i> <i>Cyclura cornuta</i> <i>Stigmochelys pardalis</i>
	Praziquantel **	8mg/kg IM (+/- répéter après 14 jours) (parc n°2)	<i>Astrochelys radiata</i> <i>Geochelone gigantea</i> <i>Testudo hermanni</i> <i>Testudo graeca</i>
	Oxfendazole	66 mg/kg PO (Giannetto et al. 2007)	<i>Testudo hermanni</i>
	Imidaclopride + Moxidectine (Advantage Multi®)	De 32 mg/kg imidaclopride + 8mg/kg moxidectine À 64 mg/kg d'imidaclopride + 16mg/kg de moxidectine spot-on Posologie selon l'épaisseur de la peau (Mehlhorn et al., 2005)	<i>Rhinoclemys pulcherrima</i> <i>manni</i> <i>Graptemys versa</i>
	Emodepside / Praziquantel (Profender®)	0.56mL/kg spot-on (Schilliger, 2007)	<i>Testudo hermanni</i> <i>Testudo graeca</i>
Oxyures	Fenbendazole	40-60mg/kg PO q24h 1 à 5 jours (jusque 100mg/kg pour petites espèces) (parc n°2)	<i>Centrochelys sulcata</i> <i>Malacochersus tornieri</i> <i>Testudo hermanni</i> <i>Testudo graeca</i> <i>Terrapene carolina</i> <i>Pelomedusa subrufa</i> <i>Astrochelys radiata</i>
	Lévamisole	5mg/kg IM (parc n°2)	<i>Astrochelys radiata</i>

		De 5mg/kg grandes espèces à 10mg/kg pour petites espèces (parc n°8)	<i>Testudo hermanni</i> <i>Testudo graeca</i>
	Praziquantel **	8mg/kg IM (+/- répéter après 14 jours) (parc n°2)	<i>Astrochelys radiata</i> <i>Geochelone gigantea</i> <i>Terrapene carolina</i> <i>Testudo hermanni</i> <i>Testudo graeca</i>
	Oxfendazole	66 mg/kg PO (Giannetto et al. 2007)	<i>Testudo hermanni</i>
	Emodepside / Praziquantel (Profender®)	0.56mL/kg spot-on (Schilliger, 2007)	<i>Testudo hermanni</i> <i>Testudo graeca</i>
Trématodes	Fenbendazole	PO (parc n°2)	<i>Astrochelys radiata</i> <i>Testudo hermanni</i> <i>Testudo graeca</i>
	Praziquantel	8mg/kg IM (+/- répéter après 14 jours) (parc n°2)	
Flagellés / protozoaires	Fenbendazole	50-100mg/kg PO (parc n°2)	<i>Testudo hermanni</i> <i>Testudo graeca</i>
	Métronidazole	/ (Miller, Fowler 2015)	Chéloniens
Amibes et cryptosporidies	Paromomycine	35-100 mg/kg PO SID jusque 4 semaines d'affilée (Miller, Fowler 2015)	Chéloniens
Coccidies	Sulfadiméthoxine	90 mg/kg une fois puis 45mg/kg PO SID 5-7j (Miller, Fowler 2015) 50mg/kg PO SID 3j	Chéloniens
Coccidies intranucléaires	Toltrazuril	15 mg/kg PO toutes les 3 semaines (Miller, Fowler 2015)	Chéloniens

Ce tableau présente une ligne « Nématodes - général » parlant des traitements utilisés contre les nématodes de manière générale, tandis que la ligne « oxyures » précise les posologies utilisées spécifiquement contre les parasites de cet ordre.

** Attention, le praziquantel n'a aucune action contre les nématodes, malgré ce qui peut être parfois utilisé dans la pratique.

Tableau 6 : Traitements antiparasitaires chez les ophidiens

Contre quels parasites	Molécule utilisée	Posologie / source	Espèces concernées
Nématodes (Prévention)	Ivermectine	Une fois tous les deux ans (parc n°9)	<i>Eunectes murinus</i> <i>Gonyosoma oxycephalum</i> <i>Lampropeltis triangulum sinaloae</i> <i>Morelia viridis</i> <i>Pantherophis guttatus</i> <i>Python bivittatus</i> <i>Python brongersmai</i> <i>Python regius</i>

Nématodes Acarions	Advocate®, Advantage multi® Spot-on (Melhorn et al., 2005)	32 mg/kg d'imidaclopride + 8mg/kg de moxidectine Spot-on dans le cou	Serpents
		64 mg/kg d'imidaclopride + 16mg/kg de moxidectine Spot-on dans le cou	Serpents

Tableau 7 : Traitements antiparasitaires chez les sauriens

Contre quels parasites	Molécule utilisée	Posologie / source	Espèces concernées
Nématodes Acarions	Advocate®, Advantage multi® Spot-on (Melhorn et al., 2005)	32 mg/kg d'imidaclopride + 8mg/kg de moxidectine Spot-on dans le cou	<i>Anolis sagrei</i> , <i>Anolis carolinensis</i> <i>Gekko grossmanni</i> <i>Cosymbotus</i> <i>platyurus</i>
		64 mg/kg d'imidaclopride + 16mg/kg de moxidectine Spot-on dans le cou	<i>Mabuya</i> <i>multifasciata</i> ,
Cryptosporidies	Paromomycine	/ (Divers, Stahl 2019)	<i>Pogona vitticeps</i>
Coccidies intranucléaires	Toltrazuril	5-15mg/kg PO SID 3j (Miller, Fowler 2015)	Sauriens

Tableau 8: Traitements antiparasitaires internes chez les amphibiens

Contre quels parasites	Molécule utilisée	Posologie / source	Espèces concernées
Œufs larvés et larves de nématodes	Fenbendazole, Lévamisole (parc n°9)	Une fois par mois	<i>Theioderma corticale</i>
Nématodes	Fenbendazole	100 mg/kg PO 10j (Wright, Whitaker 2001)	La plupart des espèces d'amphibiens
	Lévamisole	8-10mg/kg ICe ou local (Wright, Whitaker 2001)	La plupart des espèces d'amphibiens
		100 mg/L en bain	
Ivermectine	200 à 400µg/kg PO ou local (Wright, Whitaker 2001)	La plupart des espèces d'amphibiens en 2 nd intention après le fenbendazole.	
Capillariose épidermique	Thiabendazole	0.1mg/L dans l'eau de l'aquarium (Wright, Whitaker 2001)	Amphibiens aquatiques
Mongeneas type <i>Gyrodactylus</i>	Praziquantel	Jusque 10mg/L en bain (Wright, Whitaker 2001)	Amphibiens aquatiques
Coccidies	Triméthoprime sulfaméthoxazole (TMS)	15 mg/kg PO pendant 7 à 14 jours (Wright, Whitaker 2001)	Espèces non précisées
Amibes	Métronidazole	100 mg/kg PO 2 fois à 14j d'intervalle	Formes adultes (Wright, Whitaker 2001)

		Bains 500mg/L max, 15-30min tous les 5 jours	Formes larvaires (Wright, Whitaker 2001)
Flagellés	Métronidazole	10 mg/kg PO SID 5 à 10j	Formes adultes (Wright, Whitaker 2001)
		Bains 6.6 mg/L 6-8h une fois par semaine	Formes larvaires (Wright, Whitaker 2001)
Ciliés	Métronidazole	10-20 mg/kg PO SID 5j	Espèces non précisées (Wright, Whitaker 2001)
	Paromocycine	50 -75 mg/kg PO SID 5j	

Une dizaine de molécules est ainsi utilisable dans la lutte contre les parasites internes chez les reptiles et amphibiens et la plupart a été testé sur une grande variété d'espèces, notamment de reptiles, ce qui permet aujourd'hui de les utiliser sans trop de craintes. Avant l'administration de toute molécule il convient cependant de vérifier les posologies et les éventuelles contraindications, ainsi que d'adapter celles-ci à l'état général de l'animal et le degré d'infestation. Il faut garder en tête qu'un traitement vermicide pourra engendrer des occlusions intestinales en cas de forte infestation et il convient de les prévenir.

Avant d'utiliser un traitement antiparasitaire, et avant toute seconde administration il est important de réaliser une coproscopie (directe et flottation au moins) afin de limiter l'utilisation de molécules. L'administration excessive ou inutile d'antiparasitaires peut entraîner des résistances des parasites, en plus de la pollution des sols qu'elle peut engendrer. De plus, une alternance des molécules d'une cure à l'autre est conseillée afin de limiter également les résistances.

Cependant, le traitement n'est pas le seul outil nécessaire pour lutter contre les parasites. Il faut également faire attention à l'hygiène des bâtiments et des aliments. Cela passe par un nettoyage régulier des vivariums, enclos ou aquarium, l'utilisation de chaussures différentes selon les enclos ou les secteurs ainsi qu'un ramassage quotidien des excréments pour éviter la réinfestation directe via l'ingestion de ceux-ci. Lors d'infestation d'animaux aquatiques, un changement d'aquarium avec un nettoyage en profondeur du précédent est conseillé afin de détruire tous les parasites présents dans cet environnement. Un vide sanitaire peut être réalisé dans les vivariums difficiles à récupérer en profondeur. Par ailleurs, à l'arrivée de nouveaux individus, il est important de bien respecter des délais de quarantaine pour limiter l'entrée de nouveaux parasites dans le parc. Selon les sources, les durées de quarantaine sont variables, certaines sources (Jimenez Castro 2019) indiquant l'importance de respecter au moins 90 jours de quarantaine avant toute introduction d'individus issus du milieu naturel, ceux-ci pouvant être porteurs de parasites inconnus de la collection du parc. Une fois un parasite implanté dans une collection il est parfois difficile de s'en débarrasser donc il est préférable d'éviter son introduction.

Ainsi, l'utilisation de traitements antiparasitaires est utile dans de nombreux cas voire indispensable mais il convient de les utiliser de façon raisonnée et de les associer systématiquement à des pratiques d'hygiène adaptées afin d'éviter la réinfestation.

IV. Discussion

A. Comparaison à d'autres études

Le **Tableau 9** met en évidence les prévalences du parasitisme chez les reptiles, calculées dans chacune des quatre études citées ci-dessous, similaires à la présente étude. Les valeurs prennent en compte les œufs et autres éléments parasitaires mis en évidence, en utilisant au moins la technique de flottation, parfois en association avec d'autres méthodes (observation directe, autopsies). Les sources sont précisées dans la colonne de droite et les matériels et méthodes de l'étude sont précisés ci-dessous. En gras, sur la première ligne, apparaissent les résultats obtenus pour l'étude actuelle. Les proportions par type de parasites sont indiquées en pourcentage parmi les résultats positifs.

- *FLOTAC can detect parasitic and pseudoparasitic elements in reptiles* (Rinaldi et al. 2012) : étude réalisée en 2012 en Italie sur 150 lézards et serpents issus d'un grossiste et de particuliers principalement. Utilisation de la méthode de coproscopie par flottation associée à l'autopsie de certains individus.
- *Parasites in pet reptiles* : (Rataj et al. 2011) : étude réalisée en 2011 sur 949 reptiles (lézards, serpents, tortues) sur des individus issus du milieu naturel pour la plupart (Slovénie, Pakistan) ou de grossistes.
- *Occurrence of health-compromising protozoan and helminth infections in tortoises kept as pet animals in Germany* (Hallinger et al. 2018) : étude sur 1005 échantillons fécaux entre 2015 et 2016 sur des tortues issues de zoos ou de particuliers en Allemagne.
- *Diagnosis of gastrointestinal parasites in reptiles: comparison of two coprological methods* (Wolf et al. 2014) : 59 reptiles associant plusieurs techniques de coproscopie (observation directe, flottation, sédimentation) afin d'augmenter la sensibilité des analyses. Pour permettre une comparaison plus représentative seuls les résultats de la flottation totale sont indiqués dans le tableau suivant, les résultats étant présentés par technique dans cette étude. La prévalence globale mise en évidence est de 93.2%, toutes espèces de reptiles confondues.

Tableau 9 : Prévalence parasitaire selon les études

	Sauriens	Chéloniens	Ophidiens	Source
Oxyures	27.7%	25%	0	I.Rondeau, 2021
	48%	-	-	(Rinaldi et al. 2012)
	57.1%	81.8%	1.9%	(Rataj et al. 2011)
	-	43.2%	-	(Hallinger et al. 2018)
	52.6%	76.4%	4.5% (Wolf et al. 2014)	(Wolf et al. 2014)
	4.1%	2%	7.3%	I.Rondeau, 2021

	Sauriens	Chéloniens	Ophidiens	Source
<i>Rhabdias / Strongyloides</i>	-	-	3%	(Rinaldi et al. 2012)
	0.3%	3.7%	5.6%	(Rataj et al. 2011)
	-	0.003%	-	(Hallinger et al. 2018)
	10%	-	9%	(Wolf et al. 2014)
Coccidies	23.6%	8.3%	7.3%	I.Rondeau, 2021
	36%	-	27%	(Rinaldi et al. 2012)
	2.4%	-	1.9%	(Rataj et al. 2011)
	25%	-	9%	(Wolf et al. 2014)
Strongles	2.7%	6.2%	0	I.Rondeau, 2021
	11.8%	43.7%	20.4%	(Rataj et al. 2011)
	-	-	45%	(Wolf et al. 2014)
<i>Ascaridida</i>	2.7%	4.1%	0	I.Rondeau, 2021
	6.9%	20.3%	7.4%	(Rataj et al. 2011)
	-	0.001%	-	(Hallinger et al. 2018)
	10.5%	-	36.4%	(Wolf et al. 2014)
Ciliés	1.3%	13.8%	0	I.Rondeau, 2021
	12.4%	27.8%	1.9%	(Rataj et al. 2011)
Acanthocéphales	8.3%	0	1.5%	I.Rondeau, 2021
	2.7%	-	3.7%	(Rataj et al. 2011)
Trématodes	2.7%	0	0	I.Rondeau, 2021
	9.4%	8.4%	3.7%	(Rataj et al. 2011)
Pentastomes	6.9%	-	11.1%	(Rataj et al. 2011)
	10.5%	-	-	(Wolf et al. 2014)
<i>Capillaria</i>	-	-	2%	(Rinaldi et al. 2012)
	0.3%	-	3.7%	(Rataj et al. 2011)
	5%	-	27.2%	(Wolf et al. 2014)

	Sauriens	Chéloniens	Ophidiens	Source
TOTAL (hors pseudoparasites)	52.7%	58.3%	23.5%	I.Rondeau, 2021
	64%	-	40%	(Rinaldi et al. 2012)
	76.1%	88.5%	47.3%	(Rataj et al. 2011)
	95%	82.3%	100%	(Wolf et al. 2014)
Parasitisme multiple	15.2%	9.7%	1.5%	I.Rondeau, 2021
	31.2%	-	20%	(Rinaldi et al. 2012)
	12%	62%	3.6%	(Rataj et al. 2011)
	35%	5.8%	54.5%	(Wolf et al. 2014)
Pseudoparasites	20.8%	8.3%	26%	I.Rondeau, 2021
	12% (dont 100% d'acariens)		39.2% (dont 92% d'œufs de <i>M. musculus</i>)	(Rinaldi et al. 2012)
	26.3%	17,6%	77.3%	(Wolf et al. 2014)

Une autre étude a évalué la prévalence du parasitisme au parc zoologique de Ljubljana (Slovénie) en réalisant des examens coproscopiques sur l'ensemble des espèces du parc durant huit ans (2008 à 2015) et a mis en évidence une prévalence de 44% du parasitisme chez les reptiles de ce parc (Kvapil et al. 2017). Cette même prévalence est de 42.3% pour l'ensemble des parcs de la présente étude.

Selon ces quatre études et l'étude actuelle, il ressort quelques points communs sur l'infestation des reptiles :

- Les oxyures sont les parasites les plus présents chez les sauriens et les chéloniens.
- Les ophidiens sont plus fortement porteurs de pseudoparasites, ce qui s'explique par le caractère carnivore de toutes les espèces composant ce clade.
- Les chéloniens et les sauriens sont systématiquement plus parasités que les autres reptiles.

Les proportions de résultats positifs sont très variables d'une étude à l'autre. Nous pouvons expliquer cela par le fait que le parasitisme dans les populations dépend de nombreux facteurs qui influencent l'infestation des hôtes (milieu de vie, hygiène, possibilité de réalisation des cycles de vie, suivi vétérinaire...). L'influence de ces facteurs sur le parasitisme n'a pas été étudiée plus précisément dans ces études mais il pourrait être intéressant d'évaluer l'impact des conditions de vie sur la prévalence du parasitisme.

Remarque : Les crocodiliens ne sont pas représentés dans le tableau précédent car aucune de ces études n'a analysé de selles de crocodiliens. Seules quatre analyses coproscopiques ont été réalisées sur ce taxon pour la présente étude, il n'est donc pas pertinent d'en calculer les pourcentages ou de les comparer aux résultats des autres taxa.

B. Biais de l'étude et pistes d'amélioration

1. Biais de l'étude

De nombreux biais influencent les résultats de cette étude.

Premièrement, cette étude est basée sur l'analyse d'excréments provenant de dix origines différentes. Chacune présente ses propres conditions de détention : hygiène des enclos et des bâtiments, origine des aliments, mixité des espèces, fréquence des traitements antiparasitaires. De plus, les conditions de prélèvements et les méthodes d'analyses peuvent jouer un rôle sur les résultats. Enfin, l'identification des parasites étant basée sur la littérature, celle-ci a un rôle majeur dans l'analyse des résultats.

Biais propres à chaque parc :

- Traitements : La fréquence des campagnes de vermifugation (quand elles existent) limite la présence de parasites.
- Mixité d'espèces : la cohabitation des espèces hôtes intermédiaire et définitif est favorable à la réalisation des cycles de vie des parasites hétéroxènes. Les parcs favorisant les enclos mixtes ont alors plus de risques d'avoir ce type de parasites, que l'on ne retrouvera pas dans des enclos individuels. Il en est de même pour les enclos en extérieur dans lesquels il peut y avoir des apports externes ou des hôtes intermédiaires autochtones permettant la réalisation des cycles, comme par exemple la présence de gastéropodes dans un parc humide qui favorise le cycle de vie des trématodes.

Biais liés aux matériels et méthodes :

- Qualité des prélèvements : les excréments des amphibiens sont souvent trop petits pour prélever un échantillon n'ayant pas été en contact avec le sol. Il y a donc plus de risques de contamination des selles d'amphibiens par le substrat que pour les plus gros reptiles.
- Fraîcheur des prélèvements : elle est parfois difficile à évaluer dans le cas où l'enclos n'est pas nettoyé quotidiennement et que les animaux évoluent dans un milieu humide limitant la dessiccation des selles et pouvant donc tromper l'aspect frais de celles-ci.
- Vivariums humides : la contamination du prélèvement est plus importante en milieu humide car il favorise le développement d'organismes pouvant contaminer les selles.
- Excrétion non continue : L'excrétion parasitaire n'est pas continue dans le temps. Ainsi, l'analyse d'un seul échantillon dans la plupart des cas limite la sensibilité des résultats. Une unique coproscopie par individu ne permet pas d'évaluer avec certitude la présence de parasites ou non.
- Technique de coproscopie : la flottation totale permet de mettre en évidence la plupart des œufs de nématodes, les ciliés, les oocystes et quelques larves mais ne permet pas la mise en évidence d'œufs de trématodes ou de cestodes ni de flagellés.

Biais des connaissances :

- Défaut de connaissances pour les premières coproscopies peut avoir biaisé les résultats : non détection de certains éléments ou détection de pseudoparasites (voir paragraphe suivant)

- Défaut de littérature sur l'identification de certains organismes trouvés en coproscopie : l'identification d'un résultat comme « douteux » biaise énormément le tableau de prévalence, chaque résultat douteux n'étant pas considéré comme positif.

2. Pistes d'amélioration

Une amélioration de cette étude passe par la limitation des biais précédemment cités.

Biais propres à chaque parc :

- Traitements : Réaliser autant de coproscopies sur animaux vermifugés récemment et animaux jamais vermifugés ou pas depuis l'introduction de nouveaux individus, afin d'obtenir des pourcentages cohérents d'un parc à l'autre sans prendre en compte leur utilisation d'antiparasitaires. En effet, favoriser les coproscopies des animaux malades ou non traités augmente la proportion de résultats positifs.

Biais liés aux matériels et méthodes :

- Qualité, fraîcheur et contamination des prélèvements : Ne pas prélever de selles directement dans le milieu de vie afin de limiter leur contamination et être certain de leur fraîcheur.
- Excrétion non continue : Pour limiter ce biais, l'idéal est de faire une coproscopie sur des selles de plusieurs jours ou plusieurs coproscopies successives sur trois à cinq jours. Pour cette étude la plupart des analyses ont été réalisées sur un unique échantillon pour des raisons de praticité de prélèvement et d'envoi. Dans certains cas, notamment pour les parcs n° 4 et 5 plusieurs échantillons ont pu être analysés pour un même enclos. De plus, certains parcs ont pu envoyer des mélanges de selles de plusieurs individus d'une même espèce ou d'un même enclos, ce qui augmente la sensibilité de l'analyse dans ces cas précis.
- Technique de coproscopie : une coproscopie complète combine l'utilisation de toutes les techniques d'analyses. Afin de détecter l'ensemble des parasites présents dans un échantillon, l'idéal est d'associer l'observation directe à la flottation totale et à la sédimentation. La technique de Baermann peut également être utilisée pour détecter des larves. Toutes ces méthodes sont à utiliser de préférence sur des prélèvements très frais afin d'en améliorer la sensibilité et limiter le développement des stades.

Cependant, il est compliqué de réaliser ces trois méthodes pour chaque analyse de selles. Il faut donc prioriser celle qui semble la plus pertinente au cas par cas. Ainsi, voici ce qui peut être recommandé :

- Dans le cas de coproscopie de contrôle sur des animaux régulièrement vermifugés et ne présentant pas de signes cliniques, il est suffisant de réaliser une flottation totale.
- Dans le cas d'individus nouveaux ou issus du milieu naturel, la méthode de sédimentation et l'observation directe peuvent compléter la flottation totale. En effet, ces derniers sont plus susceptibles d'être infestés par des trématodes ou des cestodes et il est important de détecter tout parasite présent afin d'en limiter l'introduction dans la collection.
- Dans le cas de signes cliniques associés à une première coproscopie par flottation, il est préférable de réaliser une sédimentation également.

Biais des connaissances :

- Défaut de connaissances : un accompagnement dans l'identification morphologique des parasites est parfois nécessaire pour les premières coproscopies, le temps d'acquérir un peu d'expérience.
- Défaut de littérature : la sollicitation de spécialistes aurait permis une meilleure identification des organismes, associée éventuellement à des analyses moléculaires. Cela nécessite cependant des financements conséquents.

Autres pistes d'amélioration :

- Nomenclature plus précise des parasites. Dans cette étude, les parasites sont présentés par ordre ou clade. Une nomenclature par genre pourrait être plus pertinente afin de déceler un lien entre le genre et la pathogénicité et ainsi limiter l'utilisation d'antiparasitaires. Une identification moléculaire des souches est alors indispensable, associée à la clinique de l'animal. Une étude rassemblant ces informations sur de nombreux individus serait pertinente pour limiter l'utilisation de traitements lors d'infection par des souches non pathogènes.

Il est important de retenir par ailleurs que le but de cette étude n'était pas de décrire précisément les parasites qui infestent les reptiles et amphibiens mais bien de faire un catalogue des parasites que l'on peut retrouver facilement et fréquemment en tant que vétérinaire praticien dans un parc, pour pouvoir mettre en place un traitement adapté.

C. Limites de l'étude

La littérature est actuellement trop pauvre pour permettre l'identification de nombre de parasites de reptiles et d'amphibiens avec certitude. Certains articles (qui semblent pourtant être de source fiable) entrent même en contradiction les uns avec les autres. On voit parfois certaines illustrations de parasites erronées avec des légendes incompatibles avec les parasites effectivement illustrés. Il est alors complexe de se fier totalement aux illustrations données par certaines sources provenant pourtant de revues réputées.

D'autre part, il faudrait ajouter à cette étude une participation d'experts internationaux afin de confirmer les identifications réalisées et valider l'atlas coproscopique qui suit. Plusieurs experts en parasitologie ont été sollicités pour aider à la diagnose mais cela n'a pas abouti à l'identification morphologique de parasites pour diverses raisons. D'autres n'ont tout simplement pas répondu à nos sollicitations. A cela s'ajoute alors la nécessité de posséder des fonds suffisants afin de permettre d'envoyer certains prélèvements douteux pour analyses moléculaires.

Dans le cas où toutes ces conditions seraient réunies, nous pourrions prétendre à la réalisation d'un atlas coproscopique fiable et réel des reptiles et des amphibiens des parcs zoologiques. L'objectif de ce travail était plutôt axé sur la création d'un outil simple d'utilisation à destination des vétérinaires de parcs zoologiques.

Toutefois, le principal en captivité est de mettre en place un traitement adapté aux parasites présents. Pouvoir faire la distinction parmi les différents types de protozoaires et parmi les groupes d'helminthes (nématode, trématode, cestode) permet déjà de proposer un premier traitement. En cas de résistance ou de signes cliniques persistants malgré les traitements et la gestion de l'environnement, des analyses plus approfondies pourront ensuite être réalisées afin de déterminer précisément le genre infectant les animaux concernés.

TROISIEME PARTIE : REALISATION D'UN ATLAS COPROSCOPIQUE DES REPTILES ET AMPHIBIENS DES PARCS ZOOLOGIQUES DE FRANCE

Les analyses coproscopiques réalisées associées à la littérature ont permis de créer un outil pratique d'aide à la diagnose des parasites internes des reptiles et amphibiens dans les parcs zoologiques de France. Celui-ci est divisé en deux parties :

- Deux arbres décisionnels d'aide à la diagnose par choix dichotomique, l'un pour les protozoaires, l'autre pour les helminthes.
- Une table de diagnose avec diverses photos de parasites observés en coproscopie, classée par taxon de reptiles (chéloniens, sauriens, ophidiens) et pour les amphibiens.

Ces outils ont pour objectif d'aider les vétérinaires de parcs zoologiques à identifier facilement les parasites qui infestent leur collection, afin de mettre en place le traitement spécifique à chaque parasite.

I. Arbres décisionnels d'aide à la diagnose des parasites internes des reptiles et des amphibiens en captivité.

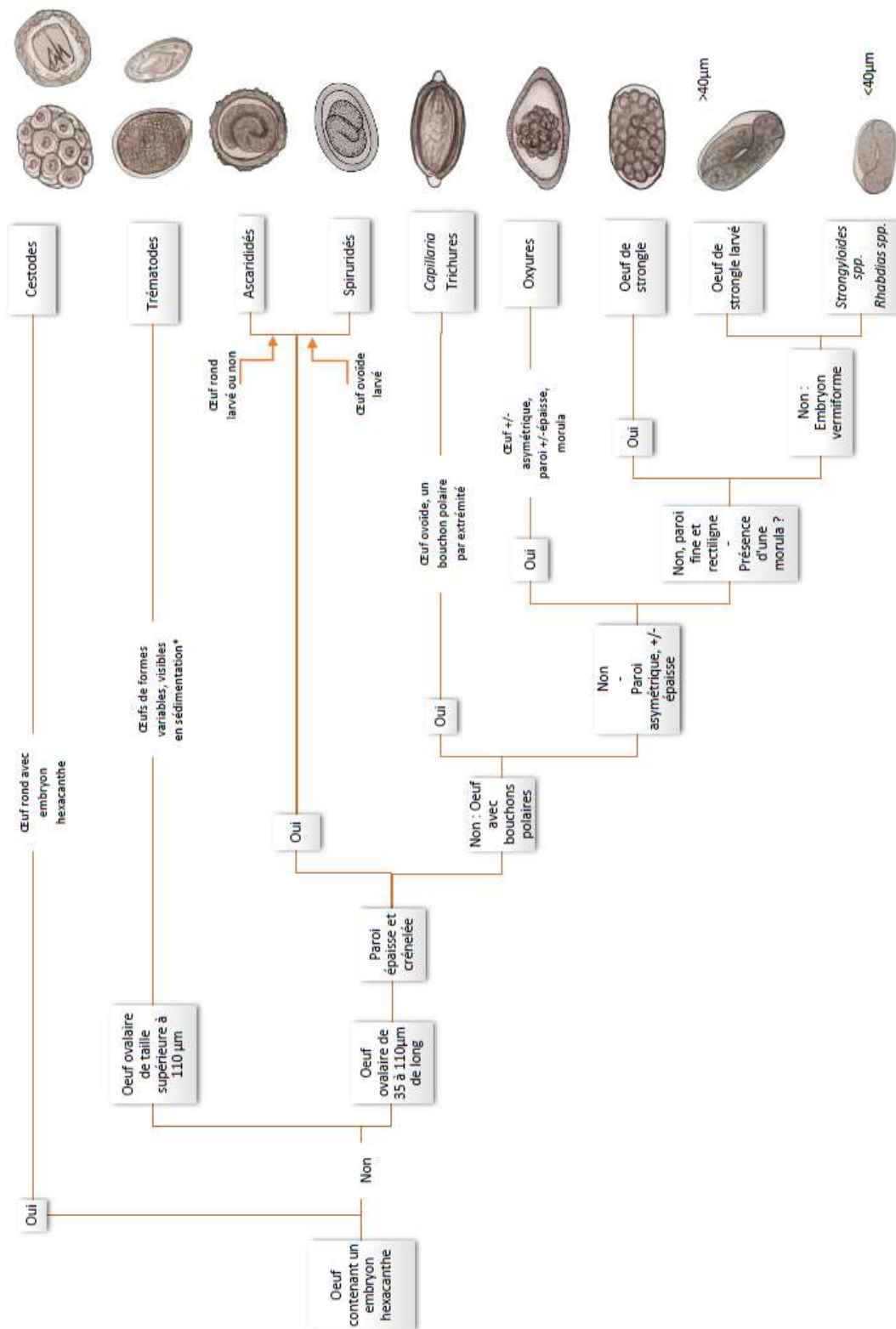


Figure 64 : Arbre décisionnel d'aide à la diagnose des helminthes chez les reptiles et les amphibiens en captivité, I. Rondeau 2021.

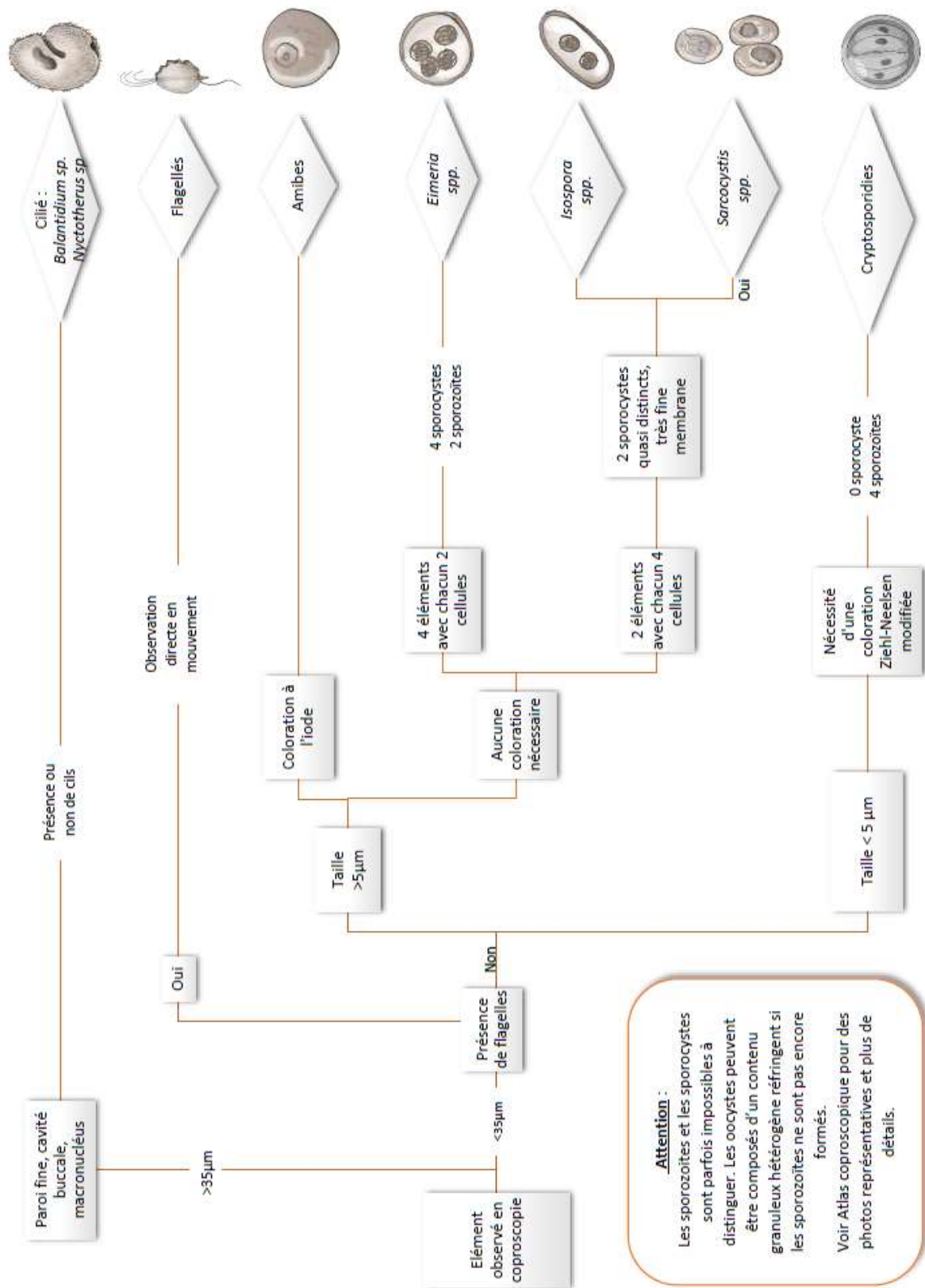


Figure 65 : Arbre décisionnel d'aide à la diagnose des protozoaires chez les reptiles et les amphibiens en captivité ; I.Rondeau 2021.

II. Atlas coproscopique des reptiles et amphibiens des parcs zoologiques de France : table d'aide à la diagnose.

L'examen coproscopique est un examen complémentaire simple à réaliser en clinique et très important pour évaluer le bien-être et l'état de santé des animaux en captivité. Il permet de mettre en place des mesures adaptées en cas de parasitose, ou d'adapter ses conditions de captivité en cas de stress important ou de parasitose secondaire à un stress.

Lors d'un examen coproscopique il est important de se baser sur l'observation de **plusieurs œufs** pour identifier le parasite présent. Certains œufs sont en effet différents de ce que l'on peut voir classiquement, soit par spécificité d'espèces, soit par déformation par la solution de flottation. La comparaison des œufs « douteux » avec des œufs plus classique dans une même coproscopie permet d'identifier les parasites avec plus de certitude. Un exemple concret est la visualisation de coccidies avec un contenu granuleux sans distinction des sporozoïtes, ou encore l'existence de certains œufs d'oxyures avec une membrane suffisamment fine pour être confondu avec un œuf de strongle. La présence d'autres coccidies très semblables ou d'oxyures avec une membrane plus épaisse confirme l'identification de ces parasites douteux observés.

En cas de doute, il ne faut pas hésiter à envoyer un prélèvement douteux au laboratoire d'analyses vétérinaire afin de confirmer les interrogations.

De plus, toute analyse coproscopique est à relier au contexte (nouvel arrivant, jeune individu, changement d'enclos, stress), à l'environnement (milieu ouvert / fermé), au régime alimentaire (carnivores ou non) et enfin aux éventuels signes cliniques. De nombreux parasites sont en effet non pathogènes chez les reptiles et les amphibiens. En effet, on trouvera plus fréquemment voire exclusivement des parasites à cycle direct en captivité. De plus, certains parasites sont commensaux et l'hôte ne présentera aucun signe clinique de l'infestation, la découverte du parasite sera alors fortuite (coproscopie de contrôle, autopsie...), comme c'est le cas des oxyures ou des flagellés chez les chéloniens. On retrouvera également plus fréquemment les parasites dont les reptiles et amphibiens sont les hôtes définitifs que ceux où ils sont hôtes intermédiaires. En effet, chez l'hôte définitif les parasites sont excrétés dans ses selles, et donc visualisables en examen coproscopique, tandis qu'ils sont plutôt sous forme enkystée dans les tissus chez l'hôte intermédiaire.

CHELONIENS

Ordre des *Rhabditida*

Nématode, classe *Chromadorea*
Genres *Rhabdias*, *Strongyloides* principalement.
Rarement retrouvé chez les chéloniens.

Description : Œufs de forme ellipsoïdale avec membrane fine, de 30 à 70µm, translucides la plupart du temps larvés.

Cycle : Cycle de vie complexe avec alternance de vie libre et de vie parasitaire. Infestation par ingestion d'œufs ou pénétration du tégument par des larves.

Méthode d'observation des œufs et larves : flottation totale, observation directe. Les larves peuvent parfois être observées en sédimentation également.



Figure 66 : Œuf de *Rhabditida* chez une *Centrochelys sulcata*, parc n°8, x400, photo I.Rondeau.

Strongles

Nématode, classe *Chromadorea*, ordre *Strongylida*.
Genres *Kalicephalus*, *Oswaldocruzia*, *Bakeria* et *Chapiniella*.

Description : Œufs de forme ellipsoïdale avec une paroi très fine, un contenu hétérogène souvent composé d'une morula de couleur transparente à marron et qui n'occupe pas toute la place dans l'œuf. Ils mesurent souvent plus de 40µm de long.

Cycle : cycle direct avec ingestion d'une larve infestante par l'hôte définitif.

Méthode d'observation des œufs : flottation totale, observation directe.

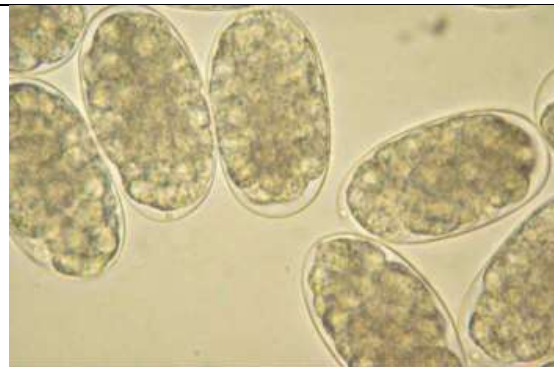


Figure 67 : Œufs de *Kalicephalus* sp. chez un *Coluber constrictor* (ophidien), x400, d'après Divers & Stahl, 2019.

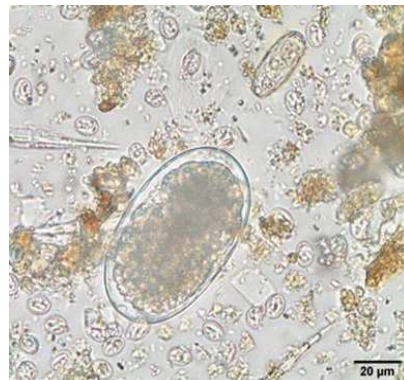


Figure 68 : Œufs de strongle (milieu), trématode (en haut à droite) et *Sarcocystis* sp. (en fond), chez *Morelia viridis* (ophidien), x400, d'après Malek et al. 2014

Oxyures

Nématode, classe *Chromadorea*,
Ordre *Oxyurida*
Parasite majoritaire chez les chéloniens.

Description :

Œufs : Allongés, avec une face aplatie et une face arrondie avec parfois une lentille à une extrémité de l'œuf. Asymétrie plus ou moins marquée selon les espèces. De 80 à 140µm.

Attention de ne pas les confondre avec des œufs de strongles, voir Remarque ci-dessous.

Cycle : cycle direct, infestation par ingestion de larves L1 ou œufs.

Parasites souvent commensaux des tortues mais en cas de forte infestation ou d'hibernation il est préférable de mettre en place un traitement.

Remarques : Il est important de bien distinguer une infestation par des strongles et par des oxyures. Les œufs d'oxyures peuvent parfois être confondus avec des œufs de strongles notamment lorsqu'ils ne sont pas asymétriques et que leur paroi est fine. La différence principale réside dans l'épaisseur de la paroi : les strongles ayant une paroi très fine et non réfringente, les oxyures ont, quant à eux, une paroi avec des reflets verts à jaunes. De plus, l'approche clinique ne sera pas la même, les strongles étant la plupart du temps pathogènes.

Méthode d'observation des œufs :
Flottation totale, observation directe



Figure 69 : Œufs d'oxyures chez une *Stigmochelys pardalis*, parc n°7, x400, photo I. Rondeau



Figure 70 : Œufs d'oxyures chez une *Stigmochelys pardalis*, parc n°7, (à droite) , chez une *Geochelone sulcata*, parc n°8 (à gauche) x400, photo I. Rondeau.

Noter que malgré l'aspect symétrique et la paroi fine, il s'agit bien d'œufs d'oxyures.



Figure 71 : œufs d'oxyure chez une *Centrochelys sulcata*, parc n°1, x200, photo I. Rondeau

Spiruridés

Nématode, classe *Chromadorea*,
Ordre *Spirurida*
Genres *Spiroxys*, *Serpinema* (tortues d'eau douce)

Description : Œufs de forme ellipsoïdale avec une membrane épaisse et réfringente. Présence d'une larve dans l'œuf.

Cycle : Cycle indirect avec un ou deux arthropode(s) comme hôte intermédiaire.

Méthode d'observation : Flottation totale ou observation directe.



Figure 72 : Œuf larvé de *Camaloida* sp. chez une *Testudo marginata*, d'après Malek et al., 2018

Ascaris

Nématode, classe *Chromadorea*,
Ordre *Ascaridida*
Second parasite majoritaire chez les chéloniens.

Description :

Œufs : de grande taille, paroi épaisse rugueuse ou ponctuée

Adultes : Gros vers avec une cavité buccale proéminente composée de trois lèvres.

Cycle : cycle indirect, infestation par ingestion de larves infestantes.

Méthode d'observation des œufs : Flottation totale, observation directe

/!\ Risque zoonotique avec les genres *Hexameta*.



Figure 73 : œuf d'*Ascaris* chez une *Astrochelys radiata*, x400, photo I.Rondeau

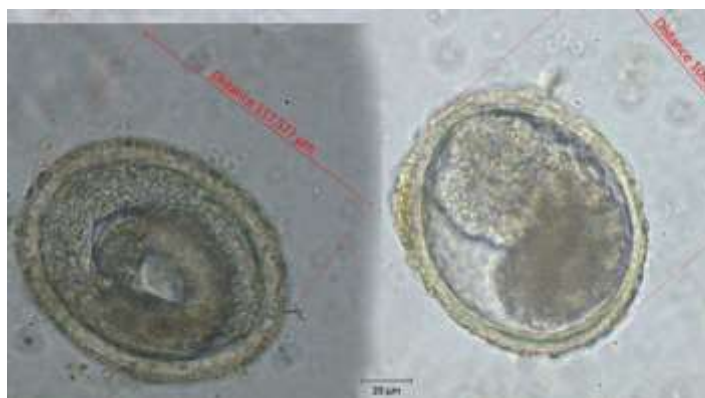


Figure 74 : Œufs d'*Ascaris* chez une *Testudo hermanni*, parc n°3, x400, photo I.Rondeau

Capillaria, Trichuris

Nématodes, classe *Enoplea*
Genres *Capillaria, Trichuris*

Description : Œufs allongés en forme de citron avec un bouchon polaire à chaque extrémité. Les œufs de *Trichuris* présentent des bouchons polaires plus proéminents que ceux des *Capillaria*.

Cycle : Cycle de vie direct par ingestion d'œufs embryonnés.

Méthode d'observation :

Flottation ou observation directe.



Figure 75 : Œuf de *Capillaria* chez un *Morelia viridis* (ophidien), x400, d'après Wolf et al. 2014

Cestodes

Clade des Plathelminthes.
Familles : *Anoplocephalidae, Diphylobothridae, Proteocephalidae.*

Description : Les proglodittes sont les éléments retrouvés dans les selles et sont composés de plusieurs œufs hexacanthés. Œufs de formes, tailles et couleurs variables.

Cycle : Cycle de vie indirect.

Méthode d'observation des œufs et de proglodittes : sédimentation, observation directe.



Figure 76 : Groupement d'œufs de *Kapsulotaenia sp.* (cestode) chez un *Morelia viridis* (ophidien), x400, d'après Malek & al., 2020



Figure 77 : Œuf de cestode chez un iguane *Cyclura cyclura* (saurien), x400, d'après Divers & Stahl, 2019

Trématodes

Clade des Plathelminthes,
Sous-classes : *Aspidogastrea* et *Digenea*

Description : Œufs operculés de tailles, formes et couleurs variables.

Cycle : Cycle de vie indirect tributaire du milieu humide, avec obligatoirement un gastéropode comme hôte intermédiaire.

Méthode d'observation des œufs :
Sédimentation, observation directe, ou flottation totale dans un liquide de densité > 1.4.

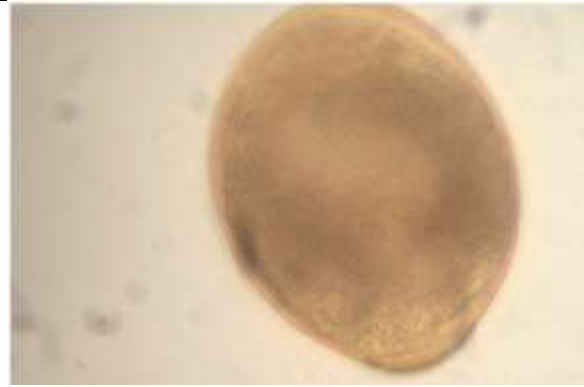


Figure 78 : Œuf de *Nematophila* sp. chez une tortue semi-aquatique, x400, D'après Divers & Stahl, 2019

Acanthocéphale

Phylum des *Lophotrochozoa*.

Description : Œufs caractéristiques composés d'une paroi de plusieurs épaisseurs contenant une larve à crochets.

Cycle : Cycle de vie indirect avec au moins un arthropode comme hôte intermédiaire.

Méthode d'observation des œufs :
Flottation totale, observation directe.

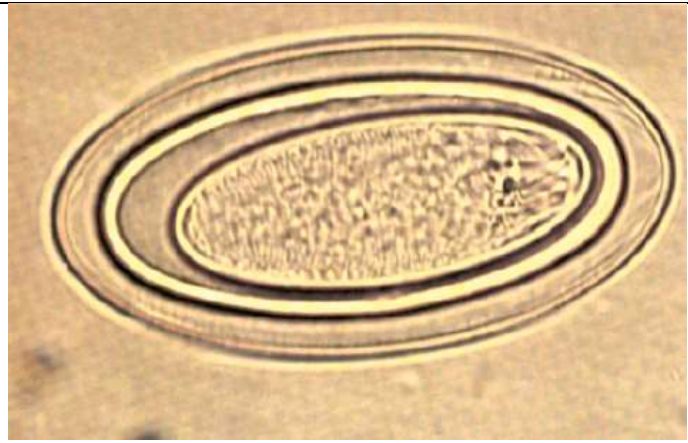


Figure 79 : Œuf d'Acanthocéphale chez un *Varanus* sp. (saurien), x400.

Noter les nombreuses couches qui protègent la larve. D'après Divers & Stahl, 2019

Pentastomes

Phylum *Pentastomida*.

Description :

Œufs contenant des larves avec quatre pattes ou crochets plus ou moins différenciables. Leur paroi est fine et ils mesurent jusque 130µm de diamètre.

Cycle : Direct ou indirect. Les œufs embryonnés infestants contaminent l'environnement puis peuvent être ingérés par les hôtes intermédiaires ou définitifs.

Méthode d'observation :

Flottation ou observation directe pour les œufs. Visualisation des adultes par endoscopie des voies respiratoires hautes.



Figure 80 : Œuf de pentastome chez une *Chitra indica*, x400, d'après Divers & Stahl, 2019



Figure 81 : Œuf de *Sebekia sp.* chez une *Apalone sp.*, x400, d'après Divers & Stahl, 2019

Ciliés

Phylum *Ciliophora*, clade *Alveolata*.
Genres : *Balantidium* et *Nyctotherus*.

Description :

Genre *Nyctotherus* :

Kystes : arrondis, de 30 à 40µm de long

Trophozoïtes : 20 à 30µm de diamètre, forme arrondie avec visualisation de très petits cils. Présence d'un macronucléus et d'un micronucléus.

Genre *Balantidium* :

Kystes : Forme arrondie au contenu hétérogène, de 30 à 40µm de diamètre

Trophozoïtes : forme ellipsoïdale, de 100 à 150µm de long.

Cycle : Direct par ingestion des kystes infectants. Considérés comme non pathogènes à commensaux.

Méthode d'observation :

- Kystes : flottation totale, observation directe
- Trophozoïtes : observation directe (visualisés en mouvement ou statiques)



Figure 82 : Trophozoïte de *Balantidium* spp. chez une *Centrochelys sulcata*, parc n°7, x400, photo I.Rondeau



Figure 83 : Probable kyste de *Nyctotherus* sp. chez une *Centrochelys sulcata*, parc n°7, x400, photo I.Rondeau

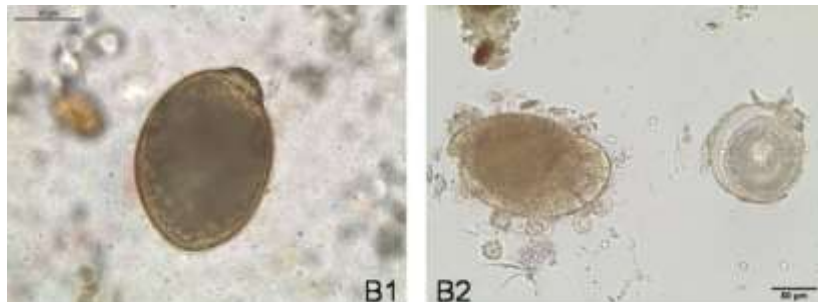


Figure 84 : Kyste (à gauche) et trophozoïte (à droite) de *Nyctotherus* sp. respectivement en observation directe et après sédimentation, d'après Wolf et al. 2014

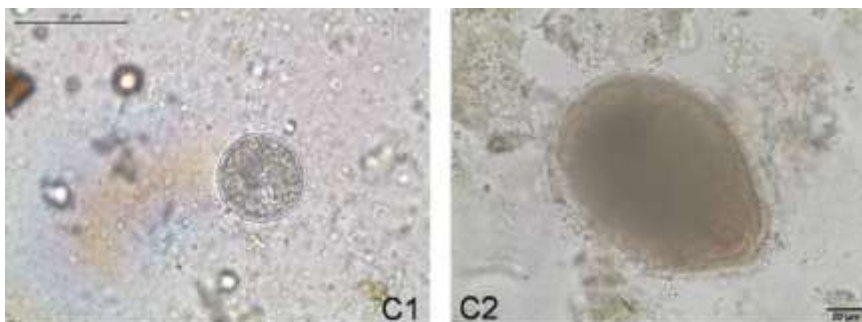


Figure 85 : Kyste (à gauche) et trophozoïte (à droite) de *Balantidium* sp. respectivement en observation directe et après sédimentation, D'après Wolf et al.2014

Isospora, Eimeria

Phylum *Apicomplexa*,
Genres *Isospora* et *Eimeria*.
Coccidies les plus fréquentes.

Description des oocystes : Forme ronde avec contenu et paroi réfringents. De 10 à 20µm de diamètre et jusque 30µm pour les plus grandes espèces.

Le contenu peut être granuleux (oocyste immature) ou composé de sphères, les sporozoïtes (oocyste sporulé).

Genre *Isospora* : 2 sporocystes avec 4 sporozoïtes /sporocyste

Genre *Eimeria* : 4 sporocystes avec 2 sporozoïtes /sporocyste

Cycle : Cycle direct par excrétion d'oocystes dans les fèces. Peu pathogène pour les adultes si pas d'infestation massive.

Méthode d'observation des oocystes :
Flottation totale, observation directe

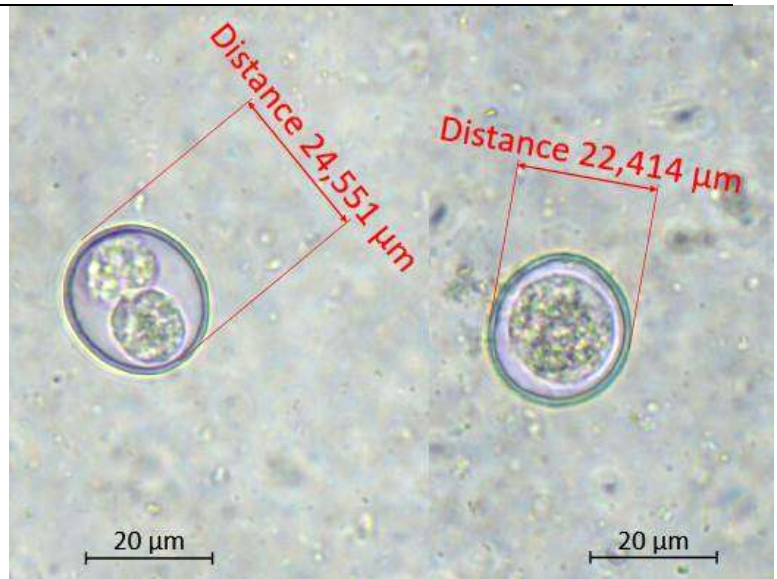


Figure 86 : Coccidies de type *Isospora* sp. chez une *Testudo Hermanni*, parc n°8, x400, photo I.Rondeau.

Noter l'aspect du contenu de l'oocyste de droite dont les sporozoïtes ne sont pas différenciables.

Sarcocystis

Phylum *Apicomplexa*
Genre *Sarcocystis*.

Description : Oocyste contenant deux sporocystes qui contiennent chacun 4 sporozoïtes.

Cycle : cycle indirect.

Méthode d'observation des oocystes :
Flottation totale ou observation directe.



Figure 87 : Oocystes de sarcocystes chez une *Malacochersus tornieri*, x400, D'après Divers & Stahl, 2019

/!\ Risque zoonotique via les fèces.

Amibes

Genre : *Entamoeba*, avec *E. invadens* le plus fréquent et le plus pathogène.

Description :

Kyste : forme ronde de 9 à 24µm de diamètre,

Trophozoïte : de 9 à 39µm de long, forme des pseudopodes pour se déplacer.

Cycle : Direct, logent dans le colon.

Méthode d'observation :

Observation directe sur selles très fraîches avec coloration au Lugol. Les trophozoïtes sont rarement retrouvés en coproscopie

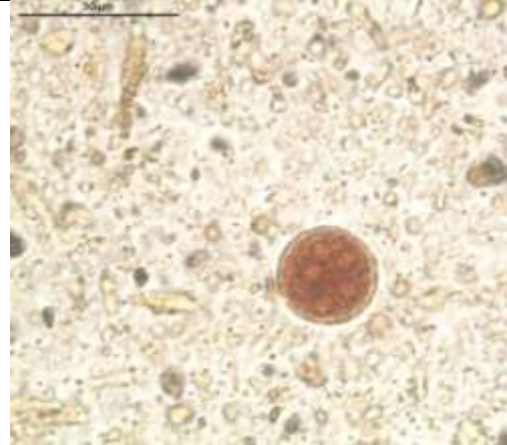


Figure 88 : Kystes d'*Entamoeba* spp. chez une tortue terrestre après coloration à l'iode, x400, d'après Wolf et al. 2014.



Figure 89 : trophozoïte de *Entamoeba* chez une *Testudo hermanni* après coloration à l'iode, d'après Malek et al., 2018

Flagellés

Genre *Giardia*, *Tritrichomonas* et *Trichomonas*

Description : Organismes de 3 à 8µm visibles en mouvements lors d'observation directe. Ils se déplacent grâce à leurs flagelles qui sont parfois compliqués à visualiser au microscope optique.

Cycle : Cycle direct par ingestion d'eau et d'aliments contaminés.

Méthode d'observation des flagellés : observation directe à l'eau claire (visualisés en mouvement à température ambiante). Attention, les solutions de flottation ou les solutés hyperosmotiques peuvent tuer voire déformer les flagellés ce qui les rend ensuite quasiment indétectables car non en mouvement.



Figure 90 : Schémas de flagellés, d'après (Wright, Whitaker 2001)

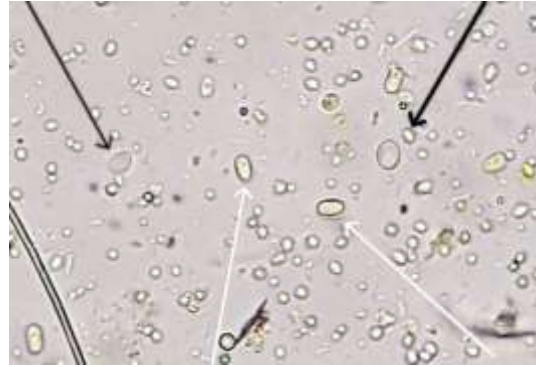


Figure 91 : Flagellés (flèches noires) et organismes inconnus réfringents type coccidie de 5µm de long (flèches blanches) chez un *Pogona vitticeps* (saurien), parc n°8, x400, photo I.Rondeau.

Noter que les flagellés sont plus visibles en mouvement que sur une image fixe.

SAURIENS

Ordre des *Rhabditida*

Nématode, classe *Chromadorea*,
Genres *Rhabdias*, *Strongyloides*
principalement.

Description : Œufs de forme ellipsoïdale avec membrane fine, de 30 à 70µm, translucides la plupart du temps larvés.

Cycle : Cycle de vie complexe avec alternance de vie libre et de vie parasitaire. Infestation par ingestion d'œufs ou pénétration du tégument par des larves.

Méthode d'observation des œufs et larves : flottation totale, observation directe. Les larves peuvent parfois être observées en sédimentation également.



Figure 92 : Strongyloïdes larve (x200) et œuf (x400) chez un *Anolis carolinensis*, parc n°10, photo I.Rondeau

Strongles

Nématode, classe *Chromadorea*, ordre
Strongylida.
Genres *Kalicephalus*, *Oswaldocruzia*, *Bakeria* et
Chapiniella.

Description : Œufs de forme ellipsoïdale avec une paroi très fine, un contenu hétérogène souvent composé d'une morula de couleur transparente à marron et qui n'occupe pas toute la place dans l'œuf. Ils mesurent souvent plus de 40µm de long.

Cycle : cycle direct avec ingestion d'une larve infestante par l'hôte définitif.

Méthode d'observation des œufs : flottation totale, observation directe.

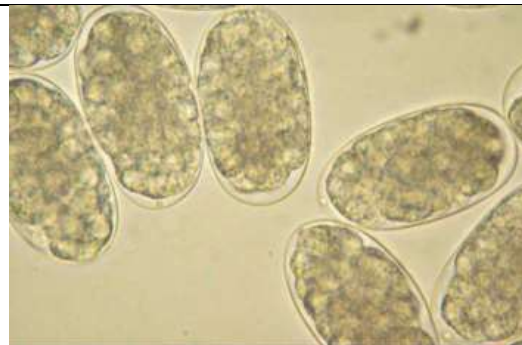


Figure 93 : Œufs de *Kalicephalus* sp. chez un *Coluber constrictor*, x400, d'après Divers & Stahl, 2019.

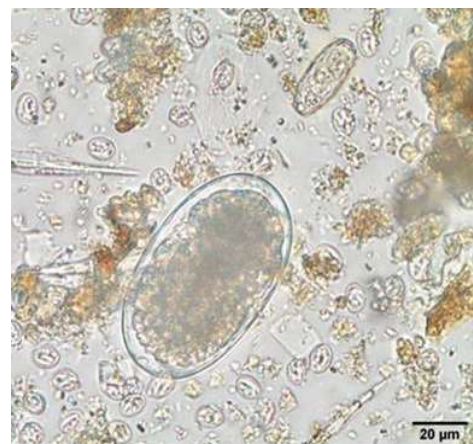


Figure 94 : Œufs de strongle (milieu), trématode (en haut à droite) et *Sarcocystis* sp. (en fond), d'après Malek et al. 2014

Oxyures

Nématode, classe *Chromadorea*,
Ordre *Oxyurida*
Parasite majoritaire chez les chéloniens.

Description :

Œufs : Allongés, avec une face aplatie et une face arrondie avec parfois une lentille à une extrémité de l'œuf. Asymétrie plus ou moins marquée selon les espèces. De 80 à 140µm.

Attention de ne pas les confondre avec des œufs de strongles, voir Remarque ci-dessous.

Cycle : cycle direct, infestation par ingestion de larves L1 ou œufs.

Parasites souvent commensaux mais en cas de forte infestation il est préférable de mettre en place un traitement.

Remarques : Il est important de bien distinguer une infestation par des strongles et par des oxyures. Les œufs d'oxyures peuvent parfois être confondus avec des œufs de strongles notamment lorsqu'ils ne sont pas asymétriques et que leur paroi est fine. La différence principale réside dans l'épaisseur de la paroi : les strongles ayant une paroi très fine et non réfringente, les oxyures ont quant à eux une paroi avec des reflets verts à jaunes. De plus, l'approche clinique ne sera pas la même, les strongles étant la plupart du temps pathogènes.

Méthode d'observation des œufs :
Flottation totale, observation directe



Figure 95 : Œuf d'oxyure chez un *Eublepharis macularius*, parc n°7, x400, photo I.Rondeau.

Noter la variabilité de forme entre les œufs chez un même hôte.



Figure 96 : Œufs d'oxyures chez un *Chlamydosaurus kingii*, parc 10, x400, Photo I.Rondeau.

Noter les parois plus épaisses et l'absence de symétrie.



Figure 97 : Œuf d'oxyure chez un *Eublepharis macularius*, parc n°7, x400, photo I.Rondeau

Spiruridés

Nématode, classe
Chromadorea,
Ordre *Spirurida*
Genres *Abbreviata* et *Tanqua*

Description : Œufs de forme ellipsoïdale avec une membrane épaisse et réfringente. Présence d'une larve dans l'œuf.

Cycle : Cycle indirect avec un ou deux arthropode(s) comme hôte intermédiaire.

Méthode d'observation : Flottation totale ou observation directe.



Figure 98: Œufs de spiruridé chez un lézard, d'après Wolf et al., 2014

Ascaris

Nématode, classe *Chromadorea*,
Ordre *Ascaridida*

Description :

Œufs : de grande taille, paroi épaisse rugueuse ou ponctuée

Adultes : Gros vers avec une cavité buccale proéminente composée de trois lèvres.

Cycle : cycle indirect, infestation par ingestion de larves infestantes.

Méthode d'observation des œufs : Flottation totale, observation directe



Figure 99 : Œuf d'*Ascaris Dujardinascaris* sp. chez un *Alligator mississippiensis* (crocodilien) x400, d'après Divers Stahl, 2019.

/!\ Risque zoonotique avec les genres *Hexametra*.

Capillaria, Trichuris

Nématodes, classe *Enoplea*
Genres *Capillaria, Trichuris*

Description : Œufs allongés en forme de citron avec un bouchon polaire à chaque extrémité. Les œufs de *Trichuris* présentent des bouchons polaires plus proéminents que ceux des *Capillaria*.

Cycle : Cycle de vie direct par ingestion d'œufs embryonnés.

Méthode d'observation :

Flottation ou observation directe.



Figure 100 : Œuf de *Capillaria* chez un *Morelia viridis* (ophidien), x400, d'après Wolf et al. 2014

Cestodes

Clade des Plathelminthes.
Familles : *Anoplocephalidae*,
Diphyllobothridae, Proteocephalidae.

Description : Les proglodites sont les éléments retrouvés dans les selles et sont composés de plusieurs œufs hexacanthés. Œufs de formes, tailles et couleurs variables.

Cycle : Cycle de vie indirect.

Méthode d'observation des œufs et de proglodites : sédimentation, observation directe.



Figure 101 : Œuf de cestode chez un iguane *Cyclura cyclura*, x400, d'après Divers & Stahl, 2019

Trématodes

Clade des Plathelminthes,
Sous-classes : *Aspidogastrea* et
Digenea

Description : Œufs operculés de
tailles, formes et couleurs variables.

Cycle : Cycle de vie indirect tributaire
du milieu humide, avec
obligatoirement un gastéropode
comme hôte intermédiaire.

Méthode d'observation des œufs :
Sédimentation, observation directe,
ou flottation totale dans un liquide de
densité > 1.4.



Figure 102 : Œuf de *Euparadistomum*
(trematode) chez un geckonidé, x400, d'après
Divers & Stahl, 2019

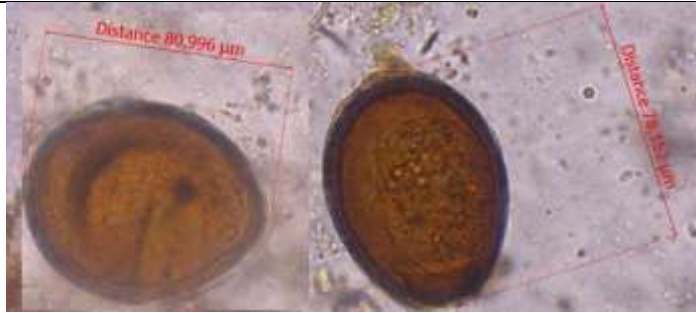


Figure 103 : Œufs de trématodes avec un miracidium à l'intérieur chez
un *Pogona vitticeps*, x400, parc n°2, photo I.Rondeau. (identification
d'après la photo ci-dessous)



Figure 104 : Miracidium dans un œuf de trématode chez un
Eublepharis macularius, x400, d'après Rataj et al., 2011



Figure 105 : Œuf de trématode chez un *Tiliqua gigas*, d'après Bartosz
& al. 2018.

Acanthocéphales

Phylum des *Lophotrochozoa*.

Description : Œufs caractéristiques composés d'une paroi de plusieurs épaisseurs contenant une larve à crochets.

Cycle : Cycle de vie indirect avec au moins un arthropode comme hôte intermédiaire.

Méthode d'observation des œufs : Flottation totale, observation directe.



Figure 107 : Œuf d'acanthocéphale chez un *Correlophus ciliatus*, parc n°10, x400, photo I. Rondeau

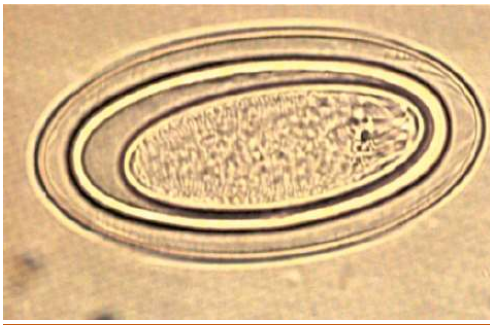


Figure 106 : Œuf d'Acanthocéphale chez un *Varanus sp.*, x400.

Noter les nombreuses couches qui protègent la larve. D'après Divers & Stahl, 2019



Figure 108 : Œuf d'acanthocéphale chez un *Eublepharis macularius*, parc n°7, x400, photo I. Rondeau

Pentastomes

Phylum *Pentastomida*.

Description :

Œufs contenant des larves avec quatre pattes ou crochets plus ou moins différenciables. Leur paroi est fine et ils mesurent jusqu'à 130µm de diamètre.

Cycle : Direct ou indirect. Les œufs embryonnés infestants contaminent l'environnement puis peuvent être ingérés par les hôtes intermédiaires ou définitifs.

Méthode d'observation :

Flottation ou observation directe pour les œufs. Visualisation des adultes par endoscopie des voies respiratoires hautes.

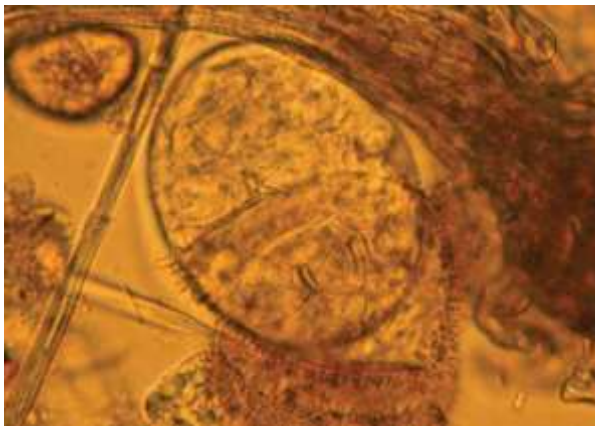


Figure 109 : Œuf de pentastome chez un *Varanus sp.*, x400, d'après Divers & Stahl, 2019.

Noter les quatre crochets de la larve visibles dans l'œuf.

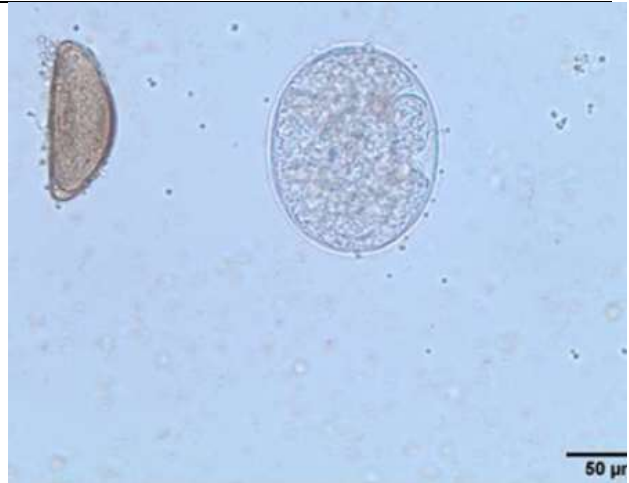


Figure 110 : Œuf d'oxyure (à gauche) et œuf de pentastome (à droite) chez un lézard, d'après Wolf et al., 2014

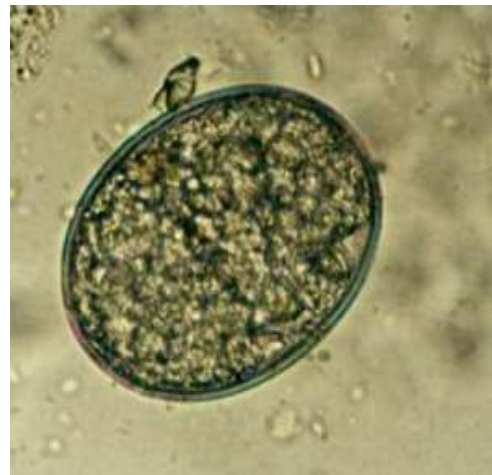


Figure 111 : Œuf de pentastome chez un *Gecko gecko*, x400, D'après Rataj et al., 2011

Ciliés

Phylum *Ciliophora*, clade *Alveolata*.

Genres : *Balantidium* et *Nyctotherus*.

Description :

Genre *Nyctotherus* :

Kystes : arrondis, de 30 à 40µm de long

Trophozoïtes : 20 à 30µm de diamètre, forme arrondie avec visualisation de très petits cils. Présence d'un macronucléus et d'un micronucléus.

Genre *Balantidium* :

Kystes : Forme arrondie au contenu hétérogène, de 30 à 40µm de diamètre

Trophozoïtes : forme ellipsoïdale, de 100 à 150µm de long.

Cycle : Direct par ingestion des kystes infectant.

Considérés comme non pathogènes à commensaux.

Méthode d'observation :

- Kystes : flottation totale, observation directe

Trophozoïtes : observation directe (visualisés en mouvement ou statiques)



Figure 112 : Probables kystes de *Balantidium* sp. chez un *Iguana iguana*, parc n°6, x400, photo I.Rondeau. Noter la ressemblance entre ces kystes de ciliés et les kystes d'amibes, les premiers étant de taille plus importante que les kystes d'amibes.

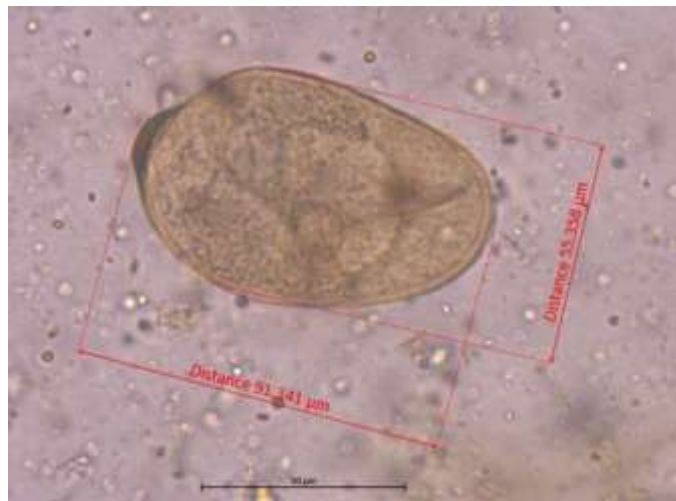


Figure 113 : trophozoïte de *Balantidium* spp. chez un *Iguana iguana*, parc n°6, x400, photo I.Rondeau

Isospora, Eimeria

Phylum *Apicomplexa*,
Genres *Isospora* et *Eimeria*.
Coccidies les plus fréquentes.

Description des oocystes : Forme ronde avec contenu et paroi réfringents. De 10 à 20µm de diamètre et jusque 30µm pour les plus grandes espèces.

Le contenu peut être granuleux (oocyste immature) ou composé de sphères, les sporozoïtes (oocyste sporulé).

Genre *Isospora* : 2 sporocystes avec 4 sporozoïtes /sporocyste

Genre *Eimeria* : 4 sporocystes avec 2 sporozoïtes /sporocyste

Cycle : Cycle direct par excrétion d'oocystes dans les fèces. Peu pathogène pour les adultes si pas d'infestation massive.

Méthode d'observation des oocystes :
Flottation totale, observation directe



Figure 114 : coccidies *Isospora* spp. chez un *Cameleo calyptatus*, parc n°10, x400, photo I.Rondeau



Figure 115 : Coccidie chez un *Anolis carolinensis*, parc n°10, x400, photo I.Rondeau

Cryptosporidies

Phylum *Apicomplexa*
Genre *Cryptosporidium*

Description des oocystes :

Forme ronde, 2 à 5 voire 8µm de diamètre, composé de 4 sporozoïtes.

Cycle : Cycle direct par ingestion d'oocystes infectants dans les selles ou dans les proies (souris, lézards).

Méthode d'observation : Observation directe avec coloration au Ziehl-Neelsen modifié. Une détection par PCR sur selles est bien plus sensible et permet de déterminer l'espèce parasite.

/!\ **ZOONOTIQUE** pour certaines souches.

Traitements souvent inefficaces, préférer la prévention.

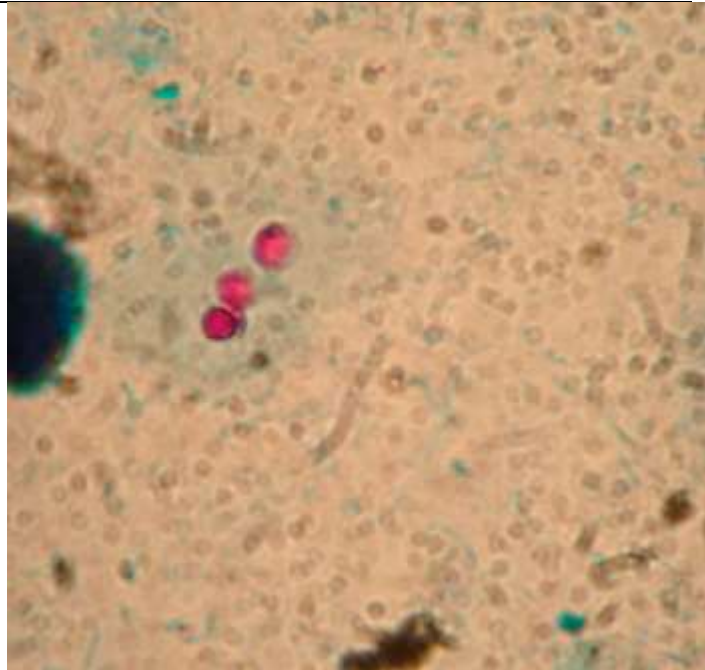


Figure 116 : Oocystes de *Cryptosporidium* sp. chez un *Eublephris macularius*. Coloration au Ziehl-Neelsen, x400, d'après Divers & Stahl, 2019.

Sarcocystis

Phylum *Apicomplexa*
Genre *Sarcocystis*.

Description : Oocyste contenant deux sporocystes qui contiennent chacun 4 sporozoïtes.

Cycle : cycle indirect.

Méthode d'observation : Flottation totale ou observation directe.

/!\ Risque zoonotique via les fèces.



Figure 117 : Oocystes de sarcocystes chez une *Malacochersus tornieri* (chélonien), x400, d'après Divers & Stahl, 2019

Amibes

Genre : *Entamoeba*, avec *E. invadens* le plus fréquent et le plus pathogène.

Description :

Kyste : forme ronde de 9 à 24µm de diamètre,

Trophozoïte : de 9 à 39µm de long, forme des pseudopodes pour se déplacer.

Cycle : Direct, logent dans le colon.

Méthode d'observation :

Observation directe sur selles très fraîches avec coloration au Lugol. Les trophozoïtes sont rarement retrouvés en coproscopie

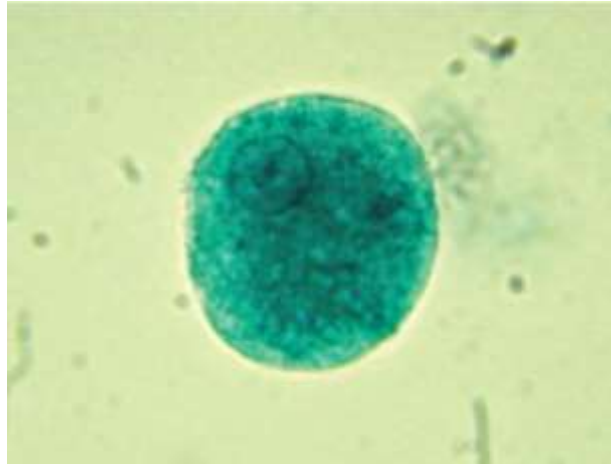


Figure 118 : Trophozoïte amibien *E. invadens*, MO x1000, d'après Divers & Stahl, 2019

Flagellés

Genre *Giardia*, *Tritrichomonas* et *Trichomonas*

Description : Organismes de 3 à 8µm visibles en mouvements lors d'observation directe. Ils se déplacent grâce à leurs flagelles qui sont parfois compliqués à visualiser au microscope optique.

Cycle : Cycle direct par ingestion d'eau et d'aliments contaminés.

Méthode d'observation des flagellés : observation directe à l'eau claire (visualisés en mouvement à température ambiante).

Attention, les solutions de flottation ou les solutés hyperosmotiques peuvent tuer voire déformer les flagellés ce qui les rend ensuite quasiment indétectables car non en mouvement.

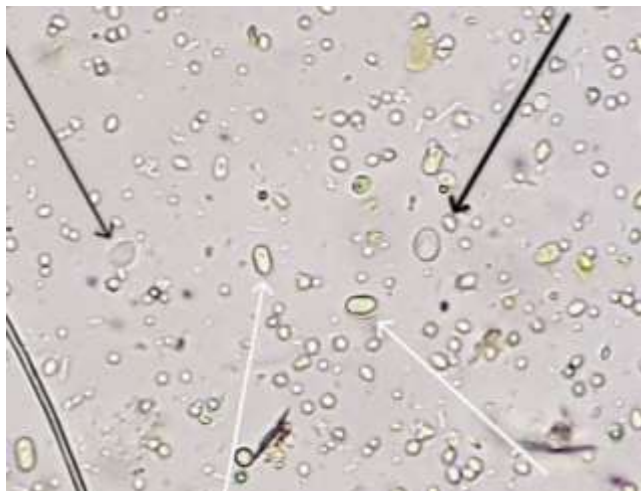


Figure 119 : Flagellés (flèches noires) et organismes inconnus réfringents type coccidie de 5µm de long (flèches blanches) chez un *Pogona vitticeps*, parc n°8, x400, photo I.Rondeau. Noter que les flagellés sont plus visibles en mouvement que sur une image fixe.

OPHIDIENS

Les ophidiens sont le taxon de reptiles le moins parasité en captivité selon la littérature et la présente étude. Cependant, ils sont ceux qui présentent le plus souvent des pseudoparasites dans leurs selles. Ceci s'explique par le régime carnivore de toutes les espèces de serpents, qui sont donc plus susceptibles d'ingérer des œufs de parasites de leurs proies, qui transitent ensuite dans leur tractus digestif. Diverses études ont montré que les principaux parasites des serpents sont les strongles puis les pentastomes, mis en évidence par coproscopie. De nombreux cas sévères de cryptosporidiose sont rapportés mais les méthodes de coproscopie utilisées dans cette étude ne permettent pas une mise en évidence efficace de leurs oocystes avec suffisamment de sensibilité. En cas de doute, il faut rapidement isoler l'animal, envoyer des selles pour analyse PCR.

Ordre des *Rhabditida*

Nématode, classe *Chromadorea*,
Genres *Rhabdias*, *Strongyloides*
principalement.

Description : Œufs de forme ellipsoïdale avec membrane fine, de 30 à 70µm, translucides la plupart du temps larvés.

Cycle : Cycle de vie complexe avec alternance de vie libre et de vie parasitaire. Infestation par ingestion d'œufs ou pénétration du tégument par des larves.

Méthode d'observation des œufs et larves : flottation totale, observation directe. Les larves peuvent parfois être observées en sédimentation également.



Figure 120 : Œufs de *strongyloides* sp. chez un *Zamenis longissimus*, parc n°3, x400, photo I.Rondeau



Figure 121 : Œuf de strongyloïdes chez un *Python bivittatus*, parc n°1, x400.

Strongles

Nématode, classe *Chromadorea*, Ordre *Strongylida*.

Genres *Kalicephalus*, *Oswaldocruzia*, *Bakeria* et *Chapiniella*.

Description : Œufs de forme ellipsoïdale avec une paroi très fine, un contenu hétérogène souvent composé d'une morula de couleur transparente à marron et qui n'occupe pas toute la place dans l'œuf. Ils mesurent souvent plus de 40µm de long.

Cycle : cycle direct avec ingestion d'une larve infestante par l'hôte définitif.

Méthode d'observation des œufs : flottation totale, observation directe.

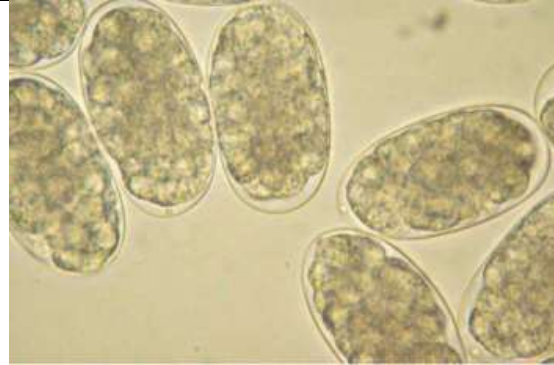


Figure 122 : Œufs de *Kalicephalus* sp. chez un *Coluber constrictor*, x400, d'après Divers & Stahl, 2019.



Figure 123 : Œufs de strongle (milieu), trématode (en haut à droite) et *Sarcocystis* sp. (en fond), d'après Malek et al. 2014

Spiruridés

Nématode, classe *Chromadorea*, Ordre *Spirurida*

Description : Œufs de forme ellipsoïdale avec une membrane épaisse et réfringente. Présence d'une larve dans l'œuf.

Cycle : Cycle indirect avec un ou deux arthropode(s) comme hôte intermédiaire.

Méthode d'observation : Flottation totale ou observation directe.



Figure 124 : Œuf de spiruridé chez un *Boa constrictor*, x400, d'après Malek & al., 2020

Ascaris

Nématode, classe *Chromadorea*,
Ordre *Ascaridida*

Description :

Œufs : de grande taille, paroi épaisse rugueuse ou ponctuée

Adultes : Gros vers avec une cavité buccale proéminente composée de trois lèvres.

Cycle : cycle indirect, infestation par ingestion de larves infestantes.

Méthode d'observation des œufs :
Flottation totale, observation directe



Figure 125 : Œuf de *Polydelphis sp.* chez un *Malayopython reticulatus*, x400, d'après Divers & Stahl, 2019.

Capillaria, Trichuris

Nématodes, classe *Enoplea*
Genres *Capillaria, Trichuris*

Description : Œufs allongés en forme de citron avec un bouchon polaire à chaque extrémité. Les œufs de *Trichuris* présentent des bouchons polaires plus proéminents que ceux des *Capillaria*.

Cycle : Cycle de vie direct par ingestion d'œufs embryonnés.

Méthode d'observation :
Flottation ou observation directe.



Figure 126 : Œufs de *Capillaria sp.* chez *Morelia viridis*, x400, d'après Divers & Stahl, 2019



Figure 127 : Œufs de *Capillaria sp.* chez un boa, x400, d'après Divers & Stahl, 2019

Cestodes

Clade des Plathelminthes.

Familles : *Anoplocephalidae*,
Diphyllobothridae, *Proteocephalidae*.

Description : Les proglodittes sont les éléments retrouvés dans les selles et sont composés de plusieurs œufs hexacanthés. Œufs de formes, tailles et couleurs variables.

Cycle : Cycle de vie indirect.

Méthode d'observation des œufs et de proglodittes : sédimentation, observation directe.



Figure 128 : Groupement d'œufs de cestode chez une *Morellia viridis*, x400, d'après Divers & Stahl, 2019



Figure 129 : Groupement d'œufs de *Kapsulotaenia* sp. (cestode) chez un *Morellia viridis*, x400, d'après Malek & al., 2020.

Trématodes

Clade des Plathelminthes,
Sous-classes : *Aspidogastrea* et
Digenea

Description : Œufs operculés de tailles, formes et couleurs variables.

Cycle : Cycle de vie indirect tributaire du milieu humide, avec obligatoirement un gastéropode comme hôte intermédiaire.

Méthode d'observation des œufs : Sédimentation, observation directe, ou flottation totale dans un liquide de densité > 1.4.



Figure 130 : œuf de trématode digénéen possédant un myracidium chez un *Limaformosa crossi*, x400, d'après Malek & al., 2020.

Acanthocéphales

Phylum des *Lophotrochozoa*.

Description : Œufs caractéristiques composés d'une paroi de plusieurs épaisseurs contenant une larve à crochets.

Cycle : Cycle de vie indirect avec au moins un arthropode comme hôte intermédiaire.

Méthode d'observation des œufs : Flottation totale, observation directe.



Figure 131 : Probable œuf d'Acanthocéphale chez un *Morelia viridis*, d'après Wolf et al., 2014

Pentastomes

Phylum *Pentastomida*.

Description :

Œufs contenant des larves avec quatre pattes ou crochets plus ou moins différenciables. Leur paroi est fine et ils mesurent jusque 130µm de diamètre.

Cycle : Direct ou indirect. Les œufs embryonnés infestent contaminent l'environnement puis peuvent être ingérés par les hôtes intermédiaires ou définitifs.

Méthode d'observation :

Flottation ou observation directe pour les œufs. Visualisation des adultes par endoscopie des voies respiratoires hautes.

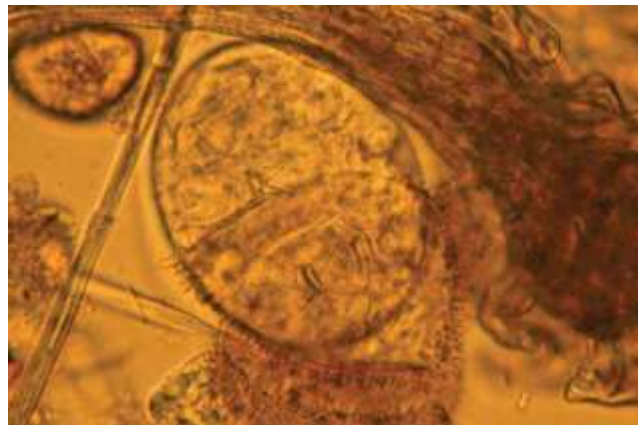


Figure 132 : Œuf de pentastome chez un *Varanus sp.* (Saurien), x400, d'après Divers & Stahl, 2019. Noter les quatre crochets de la larve visibles dans l'œuf.

Isoospora, Eimeria

Phylum *Apicomplexa*,
Genres *Isoospora* et *Eimeria*.
Coccidies les plus fréquentes.

Description des oocystes : Forme ronde avec contenu et paroi réfringents. De 10 à 20µm de diamètre et jusque 30µm pour les plus grandes espèces.

Le contenu peut être granuleux (oocyste immature) ou composé de sphères, les sporozoïtes (oocyste sporulé).

Genre *Isoospora* : 2 sporocystes avec 4 sporozoïtes /sporocyste

Genre *Eimeria* : 4 sporocystes avec 2 sporozoïtes /sporocyste

Cycle : Cycle direct par excrétion d'oocystes dans les fèces. Peu pathogène pour les adultes si pas d'infestation massive.

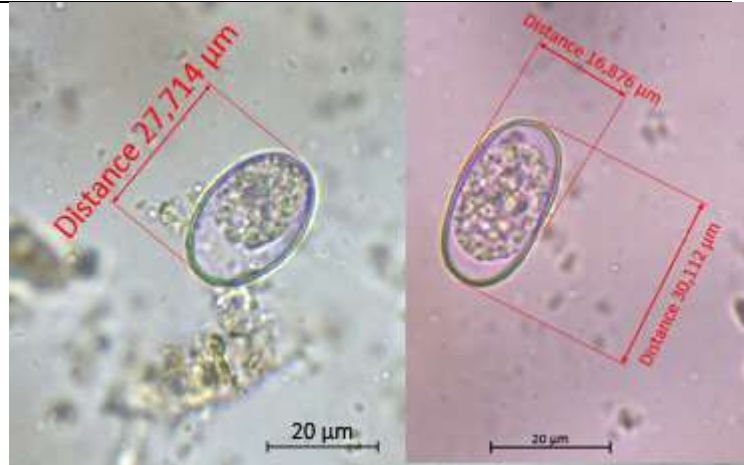


Figure 133 : Coccidie (genre *Isoospora* sp. ou *Eimeria* sp.) chez un *Malayopython reticulatus*, parc n°2 (à gauche) et chez un *Eunectes murinus*, parc n°6 (à droite), x400, photo I.Rondeau. Noter l'absence de distinction des sporozoïtes dans l'oocyste qui empêche l'identification précise du genre.

Méthode d'observation des oocystes : Flottation totale, observation directe

Cryptosporidies

Phylum *Apicomplexa*
Genre *Cryptosporidium*

Description des oocystes :
Forme ronde, 2 à 5 voire 8µm de diamètre, composé de 4 sporozoïtes.

Cycle : Cycle direct par ingestion d'oocystes infectant dans les selles ou dans les proies (souris, lézards).

Méthode d'observation :

Observation directe avec coloration au Ziehl-Neelsen modifié. Une détection par PCR sur selles est bien plus sensible et permet de déterminer l'espèce parasite.

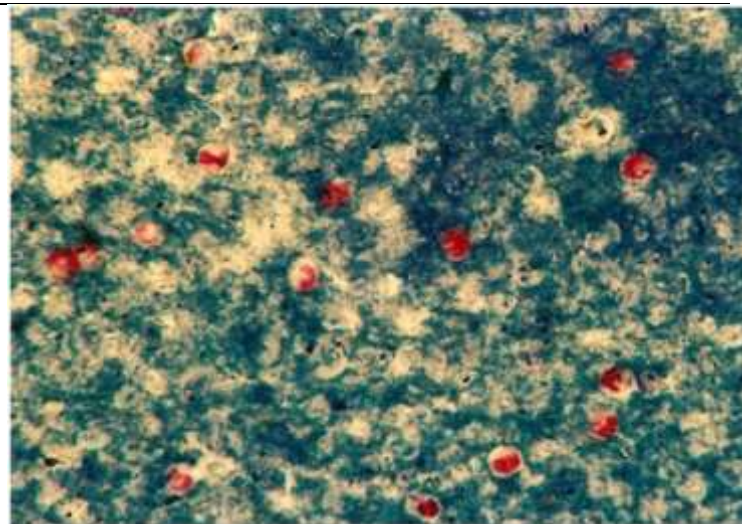


Figure 134 : Identification de *Cryptosporidium* sp. à la coloration Ziehl-Neelsen chez une *Elaphe guttata*, d'après Rataj et al., 2019

!/\ ZOOLOGIQUE pour certaines souches.
Traitements souvent inefficaces, préférer la prévention.

Sarcocystis

Phylum *Apicomplexa*
Genre *Sarcocystis*.

Description :

Oocyste contenant deux sporocystes qui contiennent chacun 4 sporozoïtes.

Cycle : cycle indirect.

Méthode d'observation : Flottation totale ou observation directe.

/!\ Risque zoonotique via les fèces.

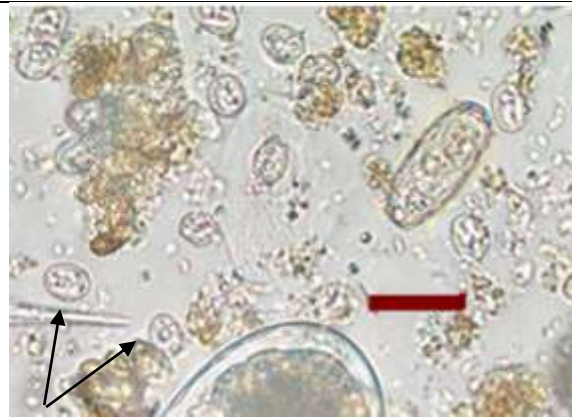


Figure 135 : Oocystes de sarcocystes (flèches noires) et trématode type *Digenea* (à droite) chez un *Morelia viridis*, x400, d'après Wolf et al., 2014. Trait rouge : 20µm.

Amibes

Genre : *Entamoeba*, avec *E. invadens* le plus fréquent et le plus pathogène.

Description :

Kyste : forme ronde de 9 à 24µm de diamètre,

Trophozoïte : de 9 à 39µm de long, forme des pseudopodes pour se déplacer.

Cycle : Direct, logent dans le colon.

Méthode d'observation :

Observation directe sur selles très fraîches avec coloration au Lugol. Les trophozoïtes sont rarement retrouvés en coproscopie



Figure 136 : Kystes d'*Entamoeba* spp chez un serpent sans coloration spécifique (à droite), d'après Wolf et al. 2014.



Figure 137 : trophozoïte quadrinucléé de *Entamoeba invadens* chez un *Eunectes murinus*, x400, d'après Malek & al. 2020

AMPHIBIENS

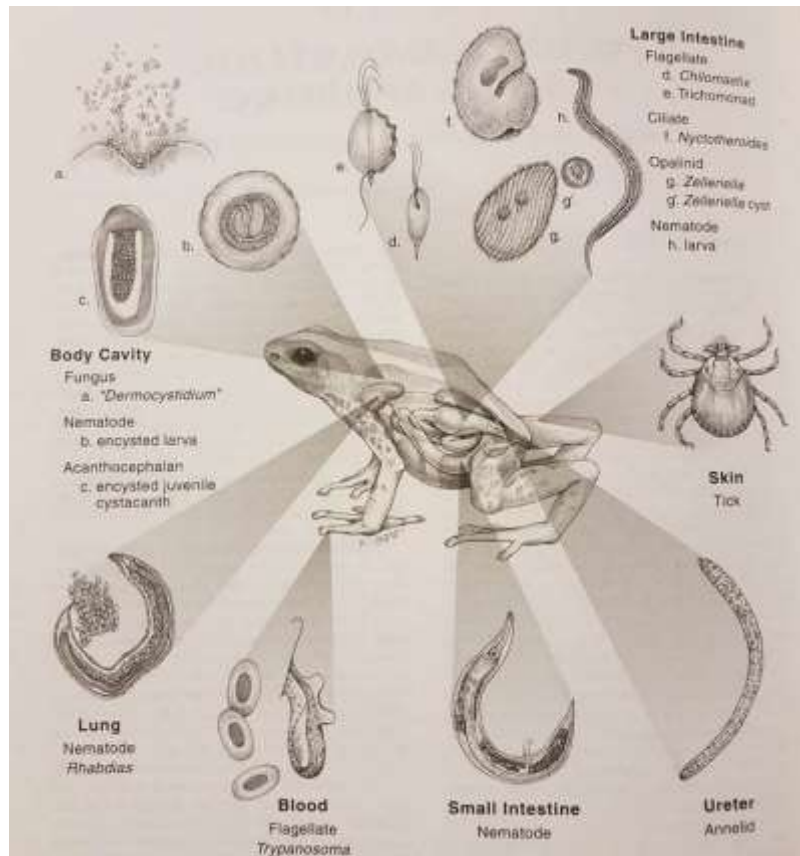


Figure 138 : Localisation des divers parasites internes infestant les amphibiens. D'après Wright and Whitaker, 2001.

Ordre des *Rhabditida*

Genres *Rhabdias*, *Strongyloides* principalement.
Rarement retrouvés chez les chéloniens.

Description : Œufs de forme ellipsoïdale avec membrane fine, de 30 à 70µm, translucides la plupart du temps larvés.

Cycle : Cycle de vie complexe avec alternance de vie libre et de vie parasitaire. Infestation par ingestion d'œufs ou pénétration du tégument par des larves.

Méthode d'observation des œufs et larves : flottation totale, observation directe. Les larves peuvent parfois être observées en sédimentation également.



Figure 139 : Œufs de strongyloides chez une *Theloderma corticale*, parc n°9, x400, photo I.Rondeau.

Opalinidés

Genres *Opalina*, *Cepedea*,
Protoopalina, *Zelleriella*,
Protozelleriella

Description : Aspect opalescent,
forme arrondie possédant
plusieurs noyaux de la même
taille.

Kystes : 20µm de diamètre ;
Trophonte : jusque 150µm de
long

Méthode d'observation :
flottation totale, observation
directe (en mouvement)



Figure 140 : Opalinidés du genre *Zelleriella* sp. chez une *Dendrobates* sp. A gauche : trophonte (stade nageant). Noter la présence de cils tout autour du trophonte et les deux nucléus de même taille (n). A droite : kyste de *Zelleriella* sp. Noter la différence de taille entre le trophonte et le kyste par rapport aux érythrocytes (e). D'après Wright and Whitaker, 2001.

Acanthocéphales

Phylum des *Lophotrochozoa*.

Description : Œufs
caractéristiques composés
d'une paroi de plusieurs
épaisseurs contenant une larve
à crochets.

Cycle : Cycle de vie indirect
avec au moins un arthropode
comme hôte intermédiaire.

Méthode d'observation des
œufs :
Flottation totale, observation
directe.

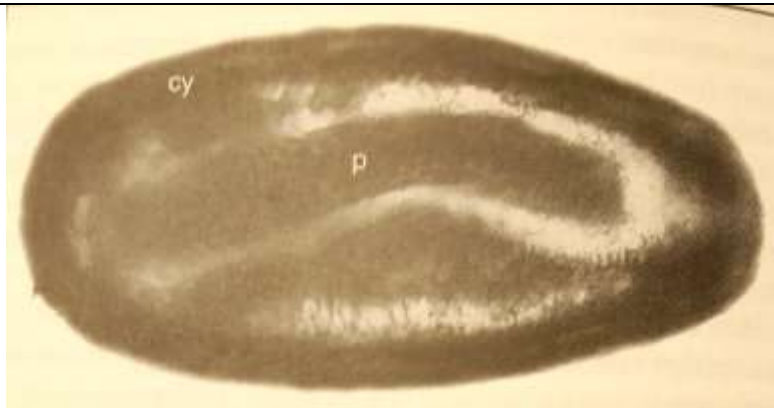


Figure 141 : Cystacanthé d'acanthocéphale dans les cavités d'une *Dendrobates* sp. Visualiser le proboscis (p) caractéristique de ce parasite. D'après Wright and Whitaker, 2001.

Pentastomes

Phylum *Pentastomida*.

Description :

Œufs contenant des larves avec quatre pattes ou crochets plus ou moins différenciables. Leur paroi est fine et ils mesurent jusque 130µm de diamètre.

Cycle : Direct ou indirect. Les œufs embryonnés infestants contaminent l'environnement puis peuvent être ingérés par les hôtes intermédiaires ou définitifs.

Méthode d'observation :

Flottation ou observation directe pour les œufs. Visualisation des adultes par endoscopie des voies respiratoires hautes.

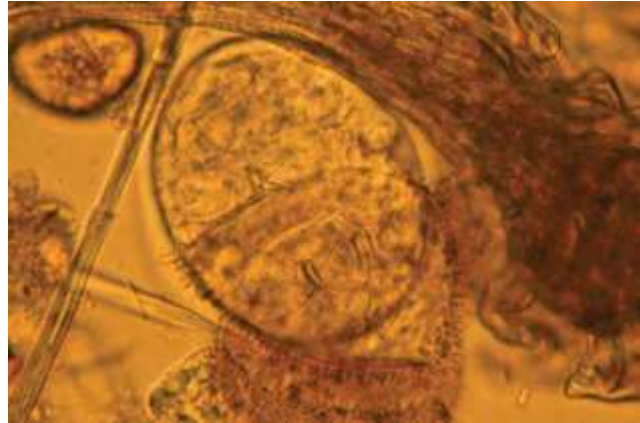


Figure 142 : Œuf de pentastome chez un *Varanus sp.* (saurien), x400, D'après Divers & Stahl, 2019. Noter les quatre crochets de la larve visibles dans l'œuf.

Isospora, Eimeria

Phylum *Apicomplexa*,
Plutôt rares.

Description des oocystes : Forme ronde avec contenu et paroi réfringents. De 10 à 20µm de diamètre et jusque 30µm pour les plus grandes espèces.

Le contenu peut être granuleux (oocyste immature) ou composé de sphères, les sporozoïtes (oocyste sporulé).

Cycle : Cycle direct par excrétion d'oocystes dans les fèces.

Méthode d'observation des oocystes : Flottation totale, observation directe

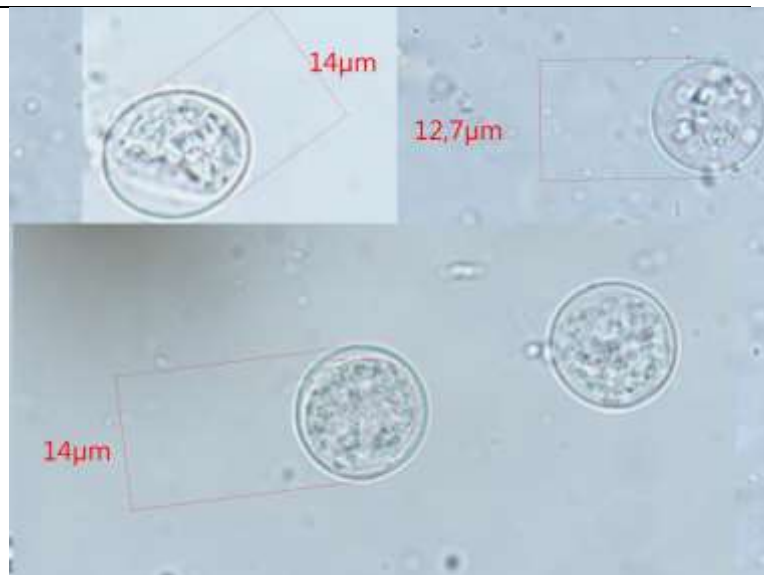


Figure 143 : Oocystes non sporulés de coccidies chez une *Amnirana galamensis* et une *Phlyctimantis leonardi*, parc n°10, x400, photo I.Rondeau. Espèce de coccidie impossible à déterminer sans distinguer les sporozoïtes.

Flagellés

Genre *Retortamonads*, *Diplomonas*, *Oxymonas*, *Proteromonas*

Description : Organismes de 3 à 8µm visibles en mouvements lors d'observation directe. Ils se déplacent grâce à leurs flagelles qui sont parfois compliqués à visualiser au microscope optique.

Cycle : Cycle direct par ingestion d'eau et d'aliments contaminés.

Méthode d'observation des flagellés : observation directe à l'eau claire (visualisés en mouvement à température ambiante).

Figure 144 : schémas de flagellés d'amphibiens, D'après Wright and Whitaker, 2001.



Attention, les solutions de flottation ou les solutés hyperosmotiques peuvent tuer voire déformer les flagellés ce qui les rend ensuite quasiment indétectables car non en mouvement.

Amibes

Genre : *Entamoeba*, avec *E. ranarum* le plus fréquent et le plus pathogène.

Description :

Kyste : forme ronde de 9 à 20µm de diamètre,

Trophozoïte : de 8 à 35µm de long, forme des pseudopodes pour se déplacer.

Cycle : Direct, logent dans le colon.

Méthode d'observation :

Observation directe sur selles très fraîches avec coloration au Lugol. Les trophozoïtes sont rarement retrouvés en coproscopie.

Les photos ci-contre sont issues d'exams coproscopiques de serpents.



Figure 145 : Kystes d'*Entamoeba* spp chez un serpent sans coloration spécifique (à droite), d'après Wolf et al. 2014.



Figure 146 : trophozoïte quadrinucléé de *Entamoeba invadens* chez un *Eunectes murinus* (serpent), x400, d'après Malek & al. 2020.

Nématodes intestinaux non spécifiés

Méthode d'observation des œufs et larves : flottation totale, observation directe.

L'identification des espèces de nématodes à partir des œufs et des larves uniquement n'est pas aisée. Il est plus simple de se baser sur l'identification morphologique d'un adulte pour connaître exactement le genre.



Figure 148 : Larve de nématode chez une *Hyla punctata*, D'après Wright and Whitaker, 2001.



Figure 147 : Nombreux œufs de nématodes chez une *Hyla punctata*, D'après Wright and Whitaker, 2001.

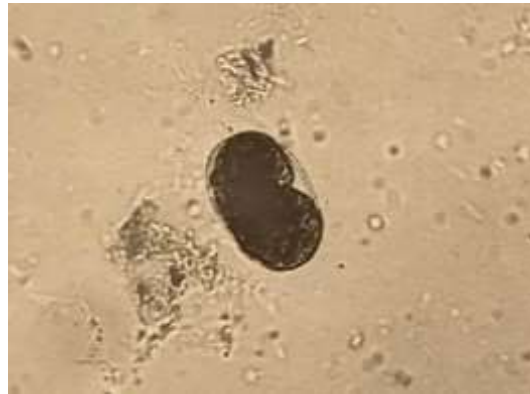


Figure 149 : Œuf de nématode chez une *Ceratobatrachus guentheri*, D'après Wright and Whitaker, 2001.

Éléments non parasitaires : pseudoparasites fréquemment retrouvés et éléments indéterminés

De nombreux organismes non parasitaires peuvent être retrouvés dans les selles des reptiles et amphibiens. Il peut s'agir d'organismes provenant de l'environnement, tel que des nématodes libres ou des acariens principalement. D'autres organismes peuvent provenir des aliments ingérés par les hôtes : parasites de proies (souris, lézards, insectes selon le régime) ou éléments végétaux pouvant être confondus avec des éléments parasitaires.

Pseudoparasites : parasites non parasitaires



Figure 150 : Œufs d'acariens chez un *Paleosuchus palpebrosus*, parc n°2, x400, photo I.Rondeau. Noter un début de différenciation des différentes parties du futur acarien à gauche : la tête à gauche, puis les pattes de chaque côté.

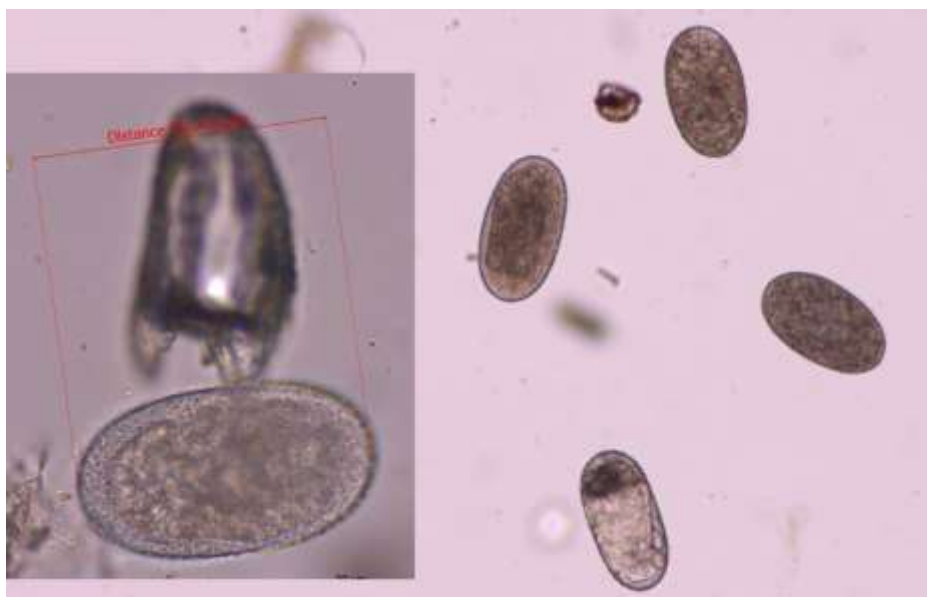


Figure 151 : Œufs d'acariens chez un *Phelsuma grandis*, parc n°1, x200 (zoom x400), photos I.Rondeau



Figure 152 : œuf de *Myocoptes musculus* (acarien de souris) chez un *Varanus varius*, parc n°2, (à gauche) et chez un *Python morulus*, parc n°6, (à droite) x400, photos I.Rondeau. Noter l'aspect allongé de ces œufs d'acariens, typique de *M. musculus*



Figure 153 : œuf de *Myocoptes musculus* (acarien de souris) déformé par la solution de flottation chez un *Gastropholis prasina*, parc n°1, x400, photo I.Rondeau.



Figure 154 : Acarien chez un *Correlophus cililatus*, parc 10, x200, photo I.Rondeau



Figure 155 : acarien chez un *Bufo oewzoni*, parc 10, x200, photo I.Rondeau



Figure 156 : Œufs d'oxyures (*A. tetraoptera* à gauche, *S. muris* à droite) pseudoparasites de souris chez un *Gonyosoma oxycephalum*, parc n°9, x400, photos I.Rondeau.



Figure 157 : Œufs de cestodes (*Hymenolepis diminuta* à gauche et *H. nana* à droite), pseudoparasites appartenant à une souris, x400, d'après Divers & Stahl, 2019.

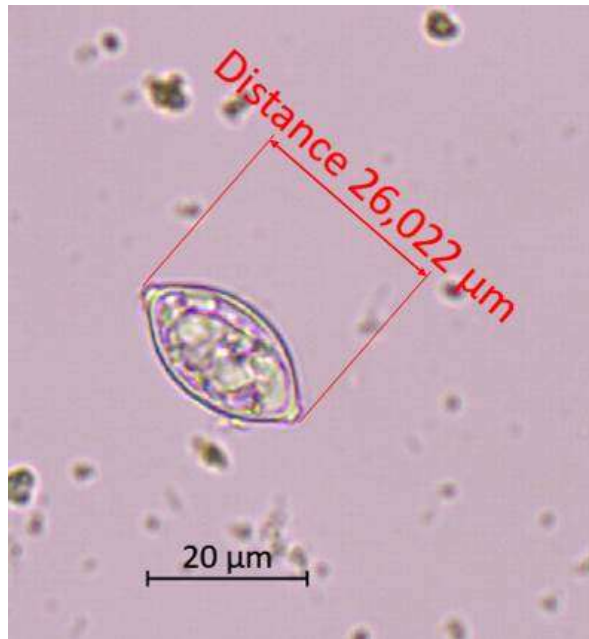


Figure 158 : Oocyste d'origine inconnue chez un *Uromastix geyri*, parc n°1, x400, photo I.Rondeau.

Noter la forte ressemblance avec des oocystes de coccidie. La présence de bouchons polaires et l'absence de distinction précise d'un contenu granuleux permet de le différencier d'une coccidie. Il devrait plutôt s'agir d'un microorganisme du milieu extérieur.

Artéfacts et éléments végétaux et mycètes

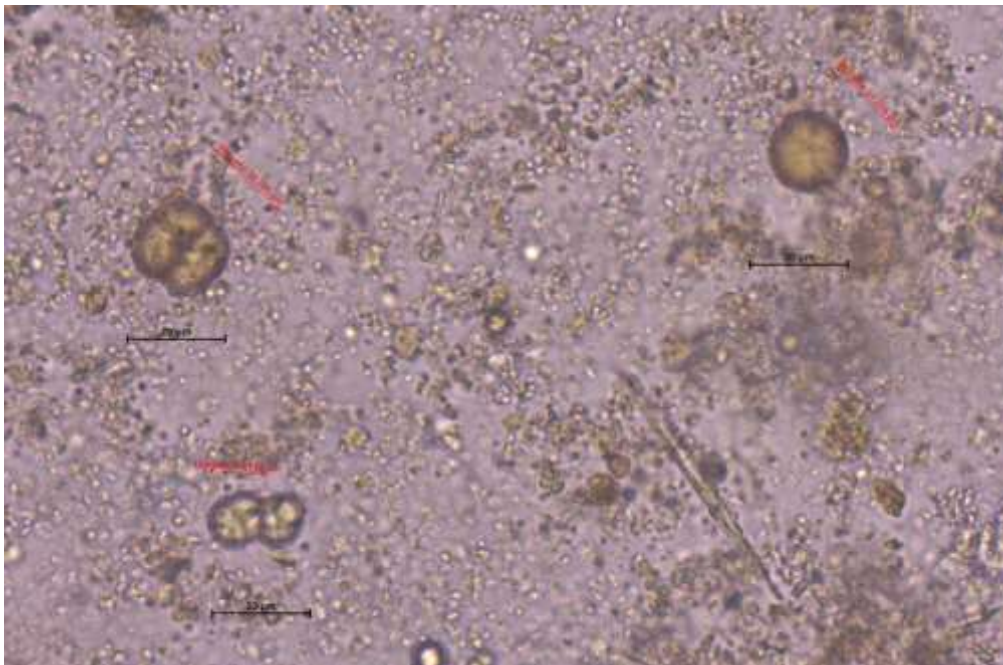


Figure 159 : éléments végétaux chez un *Osteolaemus tetraspis*, parc n°1, x400, photo I.Rondeau

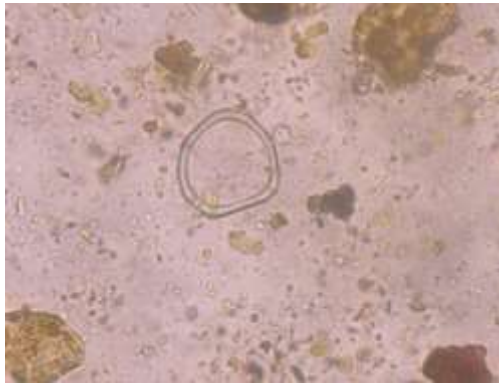


Figure 160 : Trachéide (élément végétal) chez une *Centrocorys sulcata*, parc n°1, x200, photo I.Rondeau



Figure 161 : Poil végétal pouvant être confondu avec une larve de nématode ou un segment de cestode chez un *Phelsuma grandis*, parc n°1, x400, Photo I.Rondeau



Figure 162 : Filaments de mycélium chez un *Uroplatus fimbriatus*, parc n°1, x400, photo I.Rondeau.

CONCLUSION

Cette étude présente une synthèse de la littérature actuelle associée à des analyses coproscopiques de terrain concernant les principaux parasites internes pouvant être mis en évidence chez les reptiles et les amphibiens en captivité.

La littérature a permis d'avoir une vue d'ensemble des familles de parasites retrouvées de façon générale dans des populations captives ou non, permettant d'avoir un premier aperçu de ces organismes qui infestent les reptiles et les amphibiens, mais aussi de mettre en lumière les traitements spécifiques à adopter, qu'ils soient médicamenteux ou hygiéniques. Les analyses coproscopiques ont, elles, pu mettre en évidence les parasites les plus fréquemment retrouvés sur le terrain dans les collections de neuf parcs zoologiques de France et d'un grossiste.

Ainsi, il apparaît que les parasites à cycle monoxène (direct) sont les plus fréquemment retrouvés chez les animaux en captivité. Certains parasites à cycle indirect peuvent cependant être retrouvés lors de l'introduction de nouveaux animaux dans la collection ou dans le cas d'enclos extérieurs permettant un apport externe de matériel fécal ou d'hôtes intermédiaires comme les gastéropodes dans les zones humides des enclos.

De plus, les reptiles, notamment les tortues, sont fréquemment infectés par des organismes qui sont à la limite entre le parasitisme et le commensalisme. En effet, des parasites tels que les oxyures et les ciliés présents dans le tube digestif des tortues aident à la digestion des fibres ce qui est favorable pour l'hôte. Cependant, des cas d'infestations massives sont délétères voire mortels pour ces dernières. Malgré l'aspect commensal de ces parasites, il convient alors de rester prudent sur le niveau de l'infestation afin de prévenir des infestations massives. Le traitement est alors à adapter au cas par cas selon l'espèce hôte et l'espèce parasitaire mise en évidence.

Outre les parasites de pathogénicité variable, il est également fréquent de retrouver des organismes non parasites pour l'animal qui les excrète mais pourtant parasites pour d'autres espèces. Ils sont appelés pseudoparasites et sont fréquemment retrouvés chez les espèces carnivores, plus particulièrement chez les serpents. Il s'agit la plupart du temps de parasites de souris ou de lézards qui transitent dans le tube digestif sans y subir de développement. Il est important de distinguer les pseudoparasites des parasites vrais car leur présence ne requiert pas la mise en place de traitement.

Ce travail a également permis de mettre en évidence que les sauriens et les chéloniens sont les reptiles les plus souvent parasités, que ce soit dans nos résultats ou dans d'autres études sur des animaux captifs ou non.

La diagnose morphologique peut être aisée pour certains œufs mais elle possède des limites. Or, il peut être important de connaître précisément l'espèce de parasite car certaines peuvent être plus pathogènes que d'autres, voire zoonotiques. Seule une diagnose précise permet alors de décider de mettre en place ou non des mesures adaptées. D'autres techniques peuvent être utilisées en complément, comme les techniques d'identification par PCR pour les cryptosporidies par exemple.

L'association de cette analyse bibliographique et de terrain a permis de créer un atlas coproscopique des reptiles et amphibiens des parcs zoologiques de France. Ce dernier se veut être un outil pratique d'aide à la diagnose des parasites pour tout vétérinaire possédant un microscope, grâce à l'identification morphologique des œufs excrétés dans les fèces de ces animaux.

Cet atlas ne représente pas une liste exhaustive des parasites internes des reptiles et amphibiens et de nombreux progrès sont encore à réaliser afin d'améliorer les connaissances dans ce domaine et permettre une meilleure gestion des cas.

WEBOGRAPHIE

American Museum of Natural History. Amphibian Species of the World 6.1. [Online] <https://amphibiansoftheworld.amnh.org/>.

IUCN Red List. Red List of International Union for Conservation of Nature. [Online] <https://www.iucnredlist.org/>.

Uetz P, Hošek J (eds.). The Reptile Database. [Online] www.reptile-database.org.

BIBLIOGRAPHIE

BOUZID, Maha, HUNTER, Paul R., CHALMERS, Rachel M. et TYLER, Kevin M., 2013. Cryptosporidium Pathogenicity and Virulence. *Clinical Microbiology Reviews*. janvier 2013. Vol. 26, n° 1, pp. 115-134. DOI 10.1128/CMR.00076-12.

BOWER, Deborah S., BRANNELLY, Laura A., MCDONALD, Cait A., WEBB, Rebecca J., GREENSPAN, Sasha E., VICKERS, Mathew, GARDNER, Michael G. et GREENLEES, Matthew J. A review of the role of parasites in the ecology of reptiles and amphibians. *Austral Ecology*. 2019. Vol. 44, n° 3, pp. 433-448. DOI 10.1111/aec.12695.

CAMPIÃO, Karla Magalhães, RIBAS, Augusto Cesar de Aquino, MORAIS, Drausio Honorio, SILVA, Reinaldo José da et TAVARES, Luiz Eduardo Roland, 2015. How Many Parasites Species a Frog Might Have? Determinants of Parasite Diversity in South American Anurans. LÖTTTERS, Stefan (éd.), *PLOS ONE*. 16 octobre 2015. Vol. 10, n° 10, pp. e0140577. DOI 10.1371/journal.pone.0140577.

DE LA NAVARRE, Byron, 2011. Common parasitic diseases of reptiles & amphibians (Proceedings). *MJH Life Science*. 1 mai 2011.

DIVERS, Stephen J et STAHL, Scott J. *Mader's reptile and amphibian medicine and surgery, SECTION 4, Infectious Diseases and Laboratory Sciences*. 2019.

DOS SANTOS, K.R., CARLOS, B.C., PADUAN, K.S., KADRI, S.M., BARRELLA, T.H., AMARANTE, M.R.V., RIBOLLA, P.E.M. et DA SILVA, R.J. Morphological and molecular characterization of *Strongyloides ophidae* (Nematoda, Strongyloidea). *Journal of Helminthology*. juin 2010. Vol. 84, n° 2, pp. 136-142. DOI 10.1017/S0022149X09990381.

GIANNETTO, S., BRIANTI, E., POGLAYEN, G., SORGI, C., CAPELLI, G., PENNISI, M. G. et COCI, G., 2007. Efficacy of oxfendazole and fenbendazole against tortoise (*Testudo hermanni*) oxyurids. *Parasitology Research*. avril 2007. Vol. 100, n° 5, pp. 1069-1073. DOI 10.1007/s00436-006-0361-2.

GÓMEZ, Andrés et NICHOLS, Elizabeth. Neglected wild life: Parasitic biodiversity as a conservation target. *International Journal for Parasitology: Parasites and Wildlife*. décembre 2013. Vol. 2, pp. 222-227. DOI 10.1016/j.ijppaw.2013.07.002.

GROSSET, Claire, 2010. Prise en charge des parasitoses digestives des reptiles. . août 2010. Vol. N°307, pp. 6.

HALLINGER, Malek J., TAUBERT, Anja, HERMOSILLA, Carlos et MUTSCHMANN, Frank, 2018. Occurrence of health-compromising protozoan and helminth infections in tortoises kept as pet animals in

Germany. *Parasites & Vectors*. décembre 2018. Vol. 11, n° 1, pp. 352. DOI 10.1186/s13071-018-2936-z.

HEDLEY, J., EATWELL, K. et SHAW, D. J., 2013. Gastrointestinal parasitic burdens in UK tortoises: a survey of tortoise owners and potential risk factors. *Veterinary Record*. 30 novembre 2013. Vol. 173, n° 21, pp. 525-525. DOI 10.1136/vr.101794.

JIMENEZ CASTRO, Pablo David. Ectoparasites in captive reptiles. *The Veterinary Nurse*. 2 février 2019. pp. 11.

KOSTKA, Martin, 2016. Opalinata. In : ARCHIBALD, John M., SIMPSON, Alastair G.B., SLAMOVITS, Claudio H., MARGULIS, Lynn, MELKONIAN, Michael, CHAPMAN, David J. et CORLISS, John O. (éd.), *Handbook of the Protists* [en ligne]. Cham : Springer International Publishing. pp. 1-23. ISBN 978-3-319-32669-6. Disponible à l'adresse : http://link.springer.com/10.1007/978-3-319-32669-6_4-1

KVAPIL, Pavel, KASTELIC, Marjan, DOVC, Alenka, BARTOVA, Eva, CIZEK, Petr, LIMA, Natacha et STRUS, Spela, 2017. An eight-year survey of the intestinal parasites of carnivores, hoofed mammals, primates, ratites and reptiles in the Ljubljana zoo in Slovenia. *Folia Parasitologica* [en ligne]. 21 avril 2017. Vol. 64. DOI 10.14411/fp.2017.013. Disponible à l'adresse : <http://folia.paru.cas.cz/doi/10.14411/fp.2017.013.html>

LUISELLI, Luca, 2006. Why do males and females of *Python regius* differ in ectoparasite load? *Amphibia-Reptilia*. 2006. Vol. 27, n° 3, pp. 469-471. DOI 10.1163/156853806778190105.

MALYSHEVA, S.V. Morphometrics and molecular analysis of *Ozolaimus linstowi* n. sp. (Oxyuroidea: Pharyngodonidae) from the green lizard *Iguana iguana*. *Journal of Helminthology*. mars 2016. Vol. 90, n° 2, pp. 186-198. DOI 10.1017/S0022149X15000061.

MARTÍNEZ-SILVESTRE, Albert, GUINEA, David, FERRER, David et PANTCHEV, Nikola. Parasitic Enteritis Associated with the Camallanid Nematode *Serpinema microcephalus* in Wild Invasive Turtles (*Trachemys*, *Pseudemys*, *Graptemys*, and *Ocadia*) in Spain. *Journal of Herpetological Medicine and Surgery*. mars 2015. Vol. 25, n° 1-2, pp. 48-52. DOI 10.5818/1529-9651-25.1.48.

MEHLHORN, H., SCHMAHL, G., FRESE, M., MEVISSSEN, I., HARDER, A. et KRIEGER, K., 2005. Effects of a combinations of emodepside and praziquantel on parasites of reptiles and rodents. *Parasitology Research*. octobre 2005. Vol. 97, n° S1, pp. S65-S69. DOI 10.1007/s00436-005-1446-z.

MILLER, R. Eric et FOWLER, Murray E. (éd.), 2015. *Fowler's zoo and wild animal medicine*. Volume 8 [i.e. Eighth edition]. St. Louis, Missouri : Elsevier/Saunders. ISBN 978-1-4557-7397-8. SF996 .Z66 2015

POULSEN, C. S. et STENSVOLD, C. R., 2014. Current Status of Epidemiology and Diagnosis of Human Sarcocystosis. *Journal of Clinical Microbiology*. 1 octobre 2014. Vol. 52, n° 10, pp. 3524-3530. DOI 10.1128/JCM.00955-14.

PRITCHETT, Kathleen R, 2007. Helminth Parasites of Laboratory Mice. *THE MOUSE IN BIOMEDICAL RESEARCH, 2ND EDITION*. 2007. pp. 14.

RAŚ-NORYŃSKA, Małgorzata et SOKÓŁ, Rajmund. Internal parasites of reptiles. *Annals of Parasitology*. 2015. Vol. 61, n° 2, pp. 115-117.

RATAJ, Aleksandra, LINDTNER-KNIFIC, Renata, VLAHOVIĆ, Ksenija, MAVRI, Urška et DOVČ, Alenka. Parasites in pet reptiles. *Acta Veterinaria Scandinavica*. 2011. Vol. 53, n° 1, pp. 33. DOI 10.1186/1751-0147-53-33.

RINALDI, L., MIHALCA, A.D., CIRILLO, R., MAURELLI, M.P., MONTESANO, M., CAPASSO, M. et CRINGOLI, G., 2012. FLOTAC can detect parasitic and pseudoparasitic elements in reptiles. *Experimental Parasitology*. mars 2012. Vol. 130, n° 3, pp. 282-284. DOI 10.1016/j.exppara.2012.01.011.

ROM, Bartosz, KORNAŚ, Sławomir et BASIAGA, Marta, 2018. Endoparasites of pet reptiles based on coproscopic methods. *Annals of Parasitology*. 2018. Vol. 64(2), pp. 115-120. DOI 10.17420/ap6402.142.

ŠUNJE, Emina, STROIL, Belma Kalamujić, RAFFAËLLI, Jean, ZIMIĆ, Adnan et MARQUIS, Olivier. A revised phylogeny of Alpine newts unravels the evolutionary distinctiveness of the Bosnian alpine newt – *Ichthyosaura alpestris reiseri* (Werner, 1902). *Amphibia-Reptilia*. 22 octobre 2021. pp. 1-10. DOI 10.1163/15685381-bja10074.

THOMPSON, R.C.A., LYMBERY, A.J. et SMITH, A., 2010. Parasites, emerging disease and wildlife conservation. *International Journal for Parasitology*. août 2010. Vol. 40, n° 10, pp. 1163-1170. DOI 10.1016/j.ijpara.2010.04.009.

VITT, Laurie J. et CALDWELL, Janalee P. *Herpetology: an introductory biology of amphibians and reptiles*. Fourth edition. Amsterdam ; Boston : Elsevier, AP, Academic Press is an imprint of Elsevier, 2014. ISBN 978-0-12-386919-7. QL641 .V58 2014

WOLF, Denis, VRHOVEC, Majda Globokar, FAILING, Klaus, ROSSIER, Christophe, HERMOSILLA, Carlos et PANTCHEV, Nikola. Diagnosis of gastrointestinal parasites in reptiles: comparison of two coprological methods. *Acta Veterinaria Scandinavica*. décembre 2014. Vol. 56, n° 1, pp. 44. DOI 10.1186/s13028-014-0044-4.

WRIGHT, Kevin M. et WHITAKER, Brent R. (éd.), 2001. *Amphibian medicine and captive husbandry*. Original ed. Malabar, Fla : Krieger Pub. Co. ISBN 978-0-89464-917-2. SF997.5.A45 A46 2001

ANNEXES

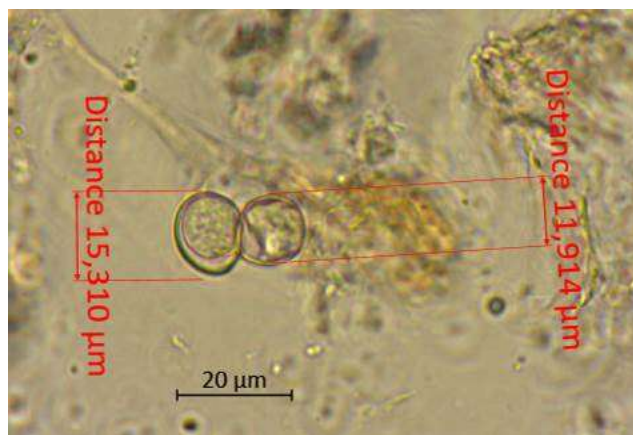
Espèce	
Date/heure (moins de 24h si possible)	
Nombre d'individus dans l'enclos	
Âge(s) de l'animal/des animaux	
Surface de l'enclos	

Annexe 1 : Tableau à joindre complété aux échantillons



Annexe 2 : Œufs de Nématode (probable *Camallanus trispinosus*) chez une *Centrochelys Sulcata*, x400, parc n°1.

Noter l'aspect encapsulé de la morula à gauche face à l'aspect non encapsulé simplement recouverte d'une très fine membrane. Noter également l'appendice caudal permettant un déplacement dans le milieu, visualisé au microscope.
Photo I.Rondeau.



Annexe 3 : Oocystes ressemblant à des sarcocystes chez un *Uroplatus fimbriatus*, parc n°1, x400. Photo I.Rondeau.



Annexe 4 : Œufs d'oxyures chez un *Calumma parsonii*, parc n°1, x200.

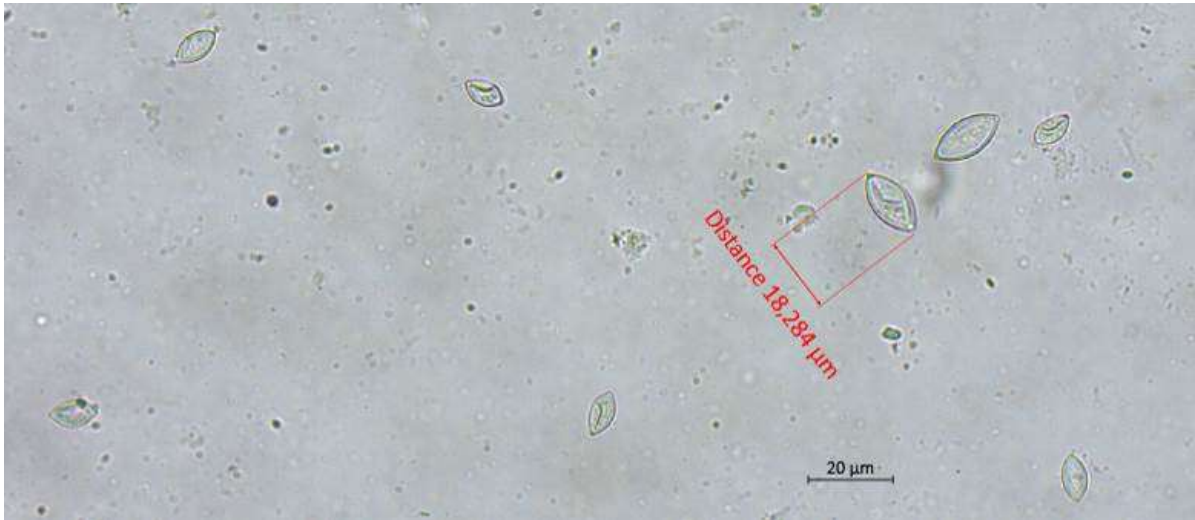
Noter l'aspect vide de la capsule au centre. Certains œufs du prélèvement étant vidés de leur morula. Les morulas étaient en mouvement dans leur capsule. Photo I.Rondeau.



Annexe 5 : Œufs d'Acanthocéphale ou d'oxyure chez un *Gastropholis prasina*, parc n°1, x400. Photos I.Rondeau.



Annexe 6 : Œufs de trématodes (mais petite taille) ou kystes de *Nyctotherus spp.* chez une *Diploderma splendidum*, parc n°2, x400. Photos I.Rondeau.

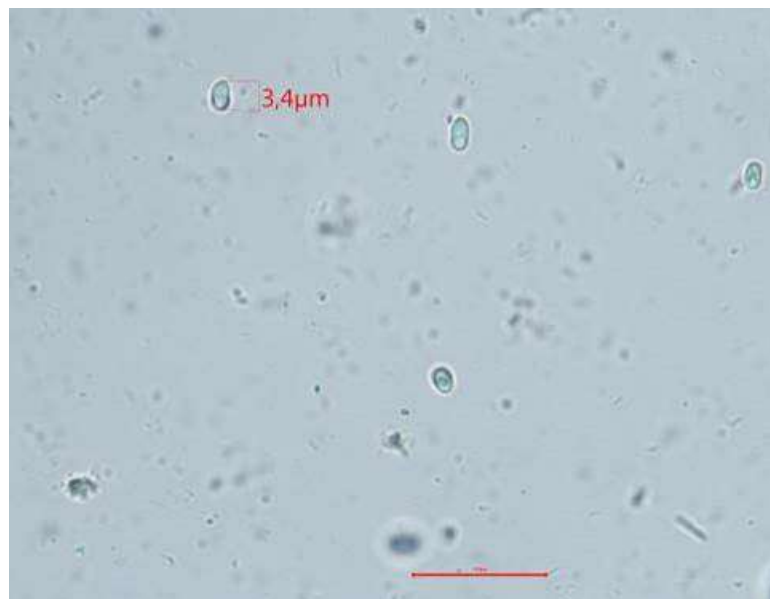


Annexe 7 : Organismes réfringents légèrement verts chez une *Pelusios castaneus*, parc n°2, x400. Photos I.Rondeau.



Annexe 8 : Œufs d'Oxyures ou d'Acanthocéphale (moins probable) chez un *Timon lepidus*, parc n°3, x400.

La paroi épaisse et la forme allongée de la morula se rapproche d'un œuf d'acanthocéphale mais l'aspect général rappelle également un œuf d'oxyure. Photos I.Rondeau.



Annexe 9 : *Sarcocystis* ou autre organisme chez un *Timon lepidus*, Parc n°4, x400. Photos I.Rondeau.



Annexe 10 : Œuf d'Acanthocéphale ou pseudoparasite de souris ou encore œuf d'oxyure déformé chez une *Vipera berus*, Parc N°4, x400. Photos I.Rondeau.



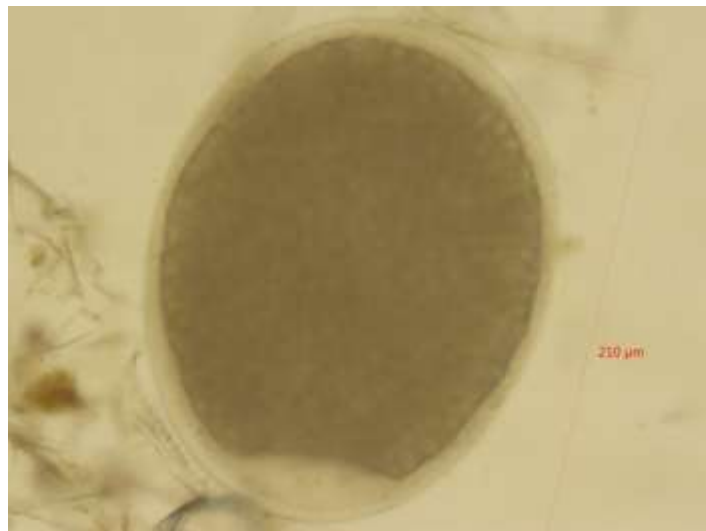
Annexe 11 : Œufs de strongle (peut-être *Chapiniella sp.*) ou non parasitaire, chez une *Astrochelys radiata*, Parc n°4, x400. Photos I.Rondeau.



Annexe 12 : Nématode libre ou parasitaire chez une *Emys orbicularis*, parc n°4, x400. Photos I.Rondeau.



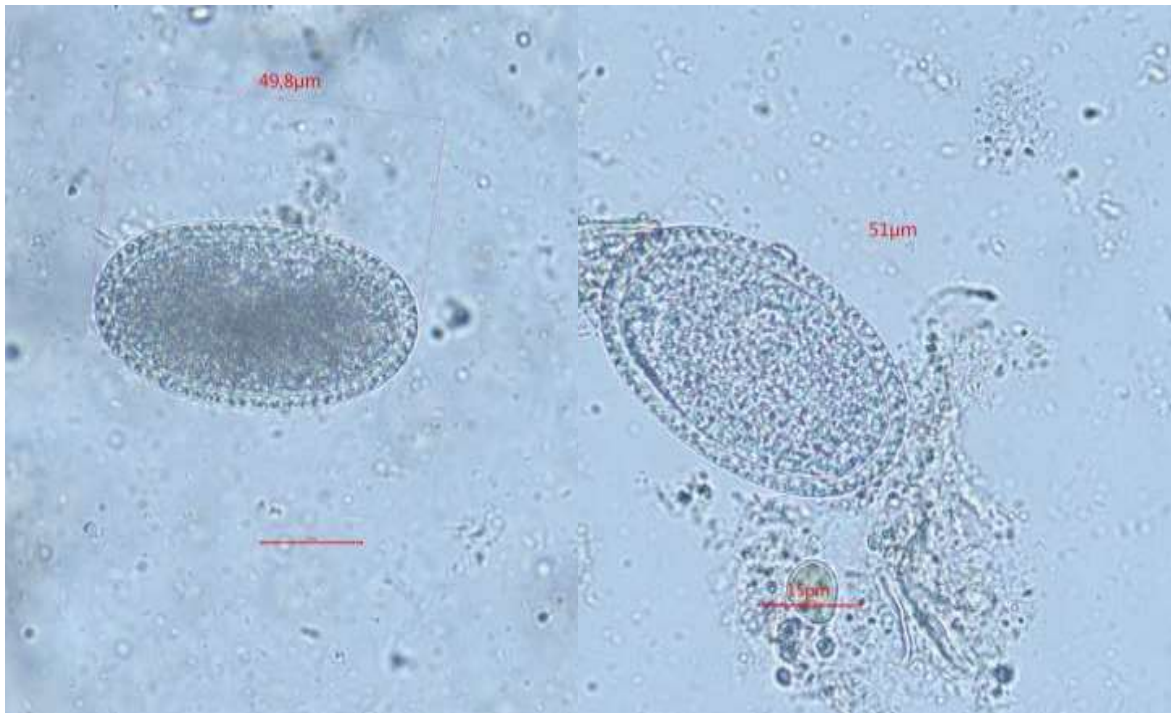
Annexe 13 : Nématode libre ou parasitaire chez un *Epicrates cenchria*, Parc n°4, x400. Photos I.Rondeau.



Annexe 14 : Organisme inconnu, ressemblant à *Nematophila* sp. ou parasite de souris chez un *Corallus hortulanus*, Parc n°4, x400. Photos I.Rondeau.



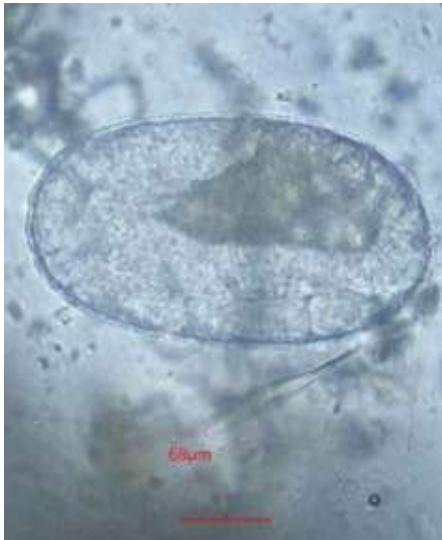
Annexe 15 : *Strongyloides* douteux (car petit) chez un *Boa sanzinia*, parc n°4, x400. Photos I.Rondeau.



Annexe 16 : Probable Ascarididé chez des *Furcifer pardalis*, Parc n°4, x400. Photos I.Rondeau.



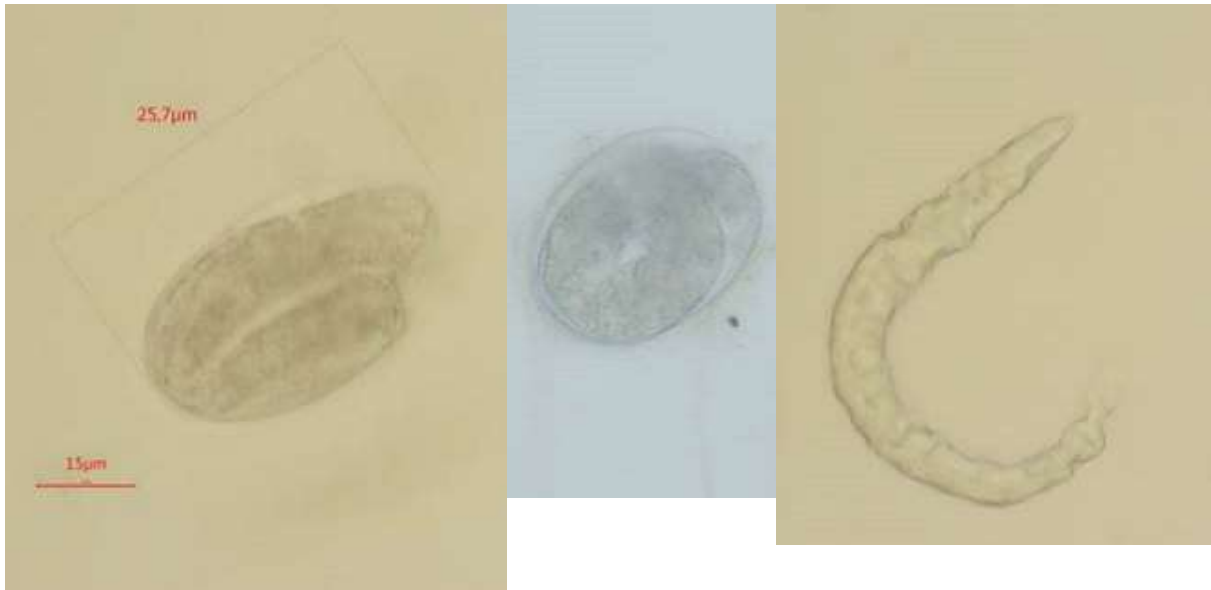
Annexe 17 : Œufs et larves d'oxyure pseudoparasite de rat (*Syphacia muris*) (Pritchett 2007) ou nématode libre chez un *Oxybelis fulgidus*, Parc n°4, x400. Photos I.Rondeau.



Annexe 18 : Œufs d'acarien ou de strongle chez un *Tupinambis teguixin*, Parc n°4, x400. Photos I.Rondeau.



Annexe 19 : Œufs d'acariens ou stronglyoides en division chez une *Platemys platycephala*, parc n°4, x400, photos réalisées à 8min d'intervalle. Photos I.Rondeau.



Annexe 20 : Œufs larvés et larve (déformée par le solvant) chez une *Dyscophus guinetii*, parc n°4, x400. Photos I.Rondeau.



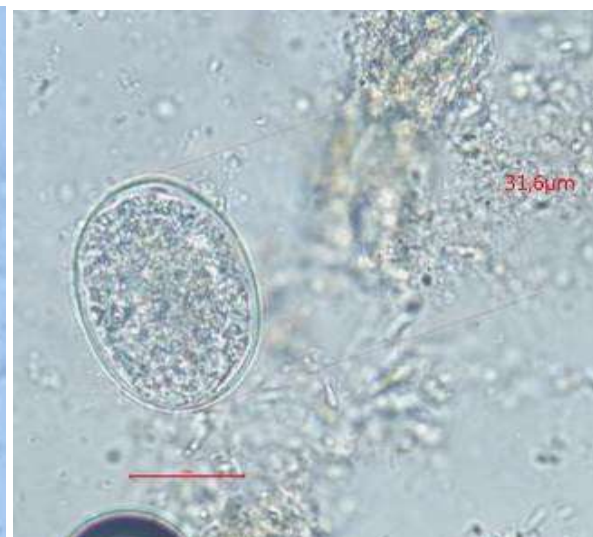
Annexe 21 : Larves de strongyloïdé chez un *Triturus cristatus*, Parc n°4, x200 (larve entière, à gauche), x400 (zoom sur l'extrémité antérieure). Photos I.Rondeau.



Annexe 22 : Larve de Strongyloides ou Rhabdias chez un *Ichtyosaura alp. reiseri*, parc n°4, x400. Photos I.Rondeau.



Annexe 23 : Œuf d'acarien ou de strongle (environ 70µm de long) chez une *Phyllomedusa trinitatis*, parc n°4, x400. Photos I.Rondeau.



Annexe 24 : Œufs larvés de strongyloides ou de pentastome chez une *Phyllomedusa trinitatis*, parc n°4, x400. Photos I.Rondeau.



Annexe 25 : nématode libre ou parasitaire chez une *Mantella aurantiaca*, parc n°4, x200. Photos I.Rondeau.

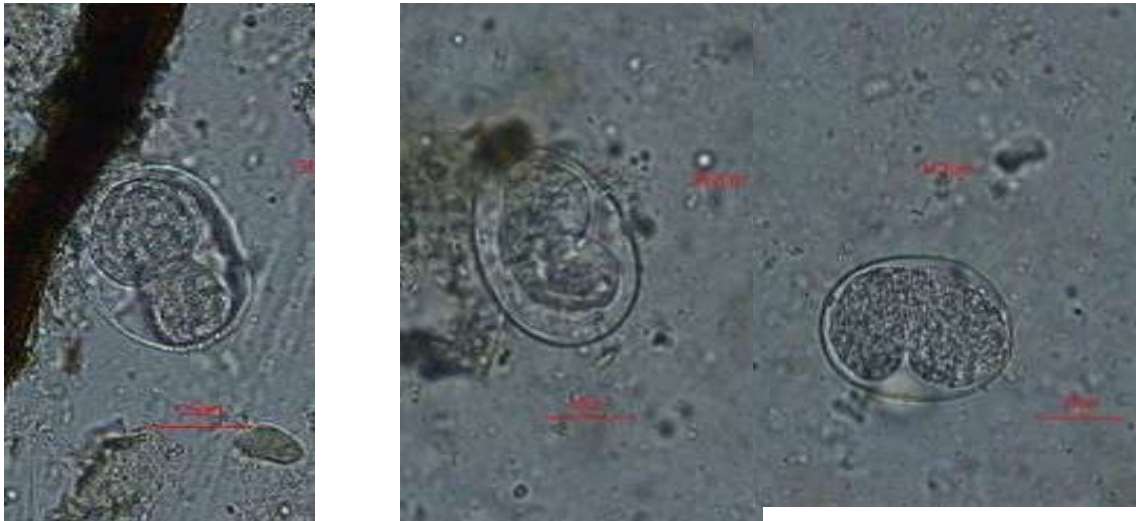


Annexe 26 : Nématodes libres ou strongles parasites chez une *Agalychnis spurelli*, parc n°4, x200 pour le fond x400 pour les zooms. Photos I.Rondeau.



Annexe 27 : Œuf larvé type strongyloïdes, co-infection avec les organismes présents

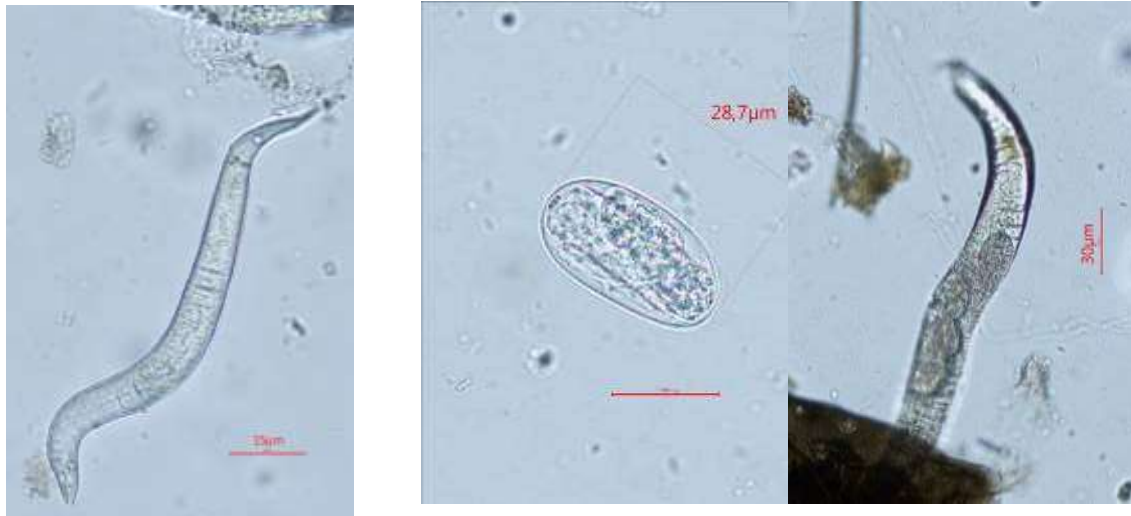
Annexe 26, *Agalychnis spurelli*, parc n°4, x400. Photos I.Rondeau.



Annexe 28 : Œufs larvés type strongyloïdes chez une *Agalychnis dacnicolor*, parc n°4, x400. Photos I.Rondeau.



Annexe 29 : Œufs larvés type strongyloïdes chez une *Cruziohyala craspedopus*, parc n°4, x400. Photos I.Rondeau.



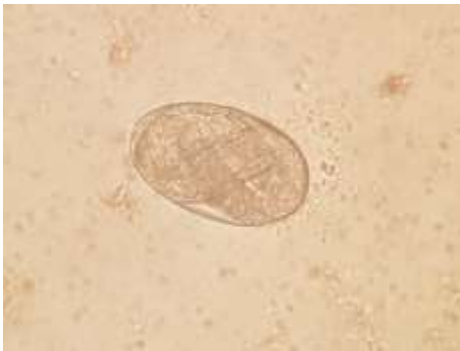
Annexe 30 : Larves, œuf larvé et adulte type strongyloïdes contenant des œufs chez une *Bombina variegata*, parc n°4, x400 (à gauche et milieu), x200 (à droite). Photos I.Rondeau.



Annexe 31 : Larve de nématode parasitaire chez une *Dendrobates tinctorius azureus*, parc n°5, x400. Photos I.Rondeau.



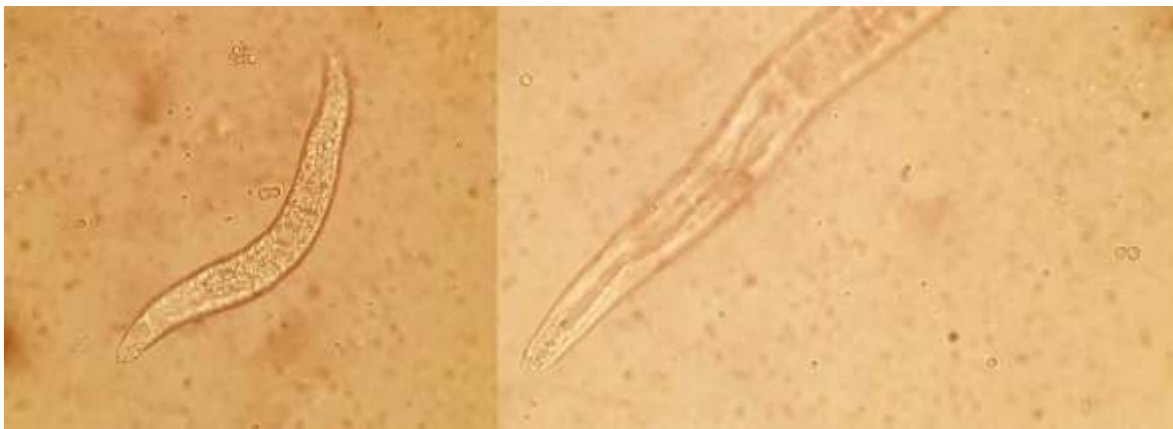
Annexe 32 : Larve de nématode parasitaire chez un *Bufo bufo*, parc n°5, x400. Photos I.Rondeau.



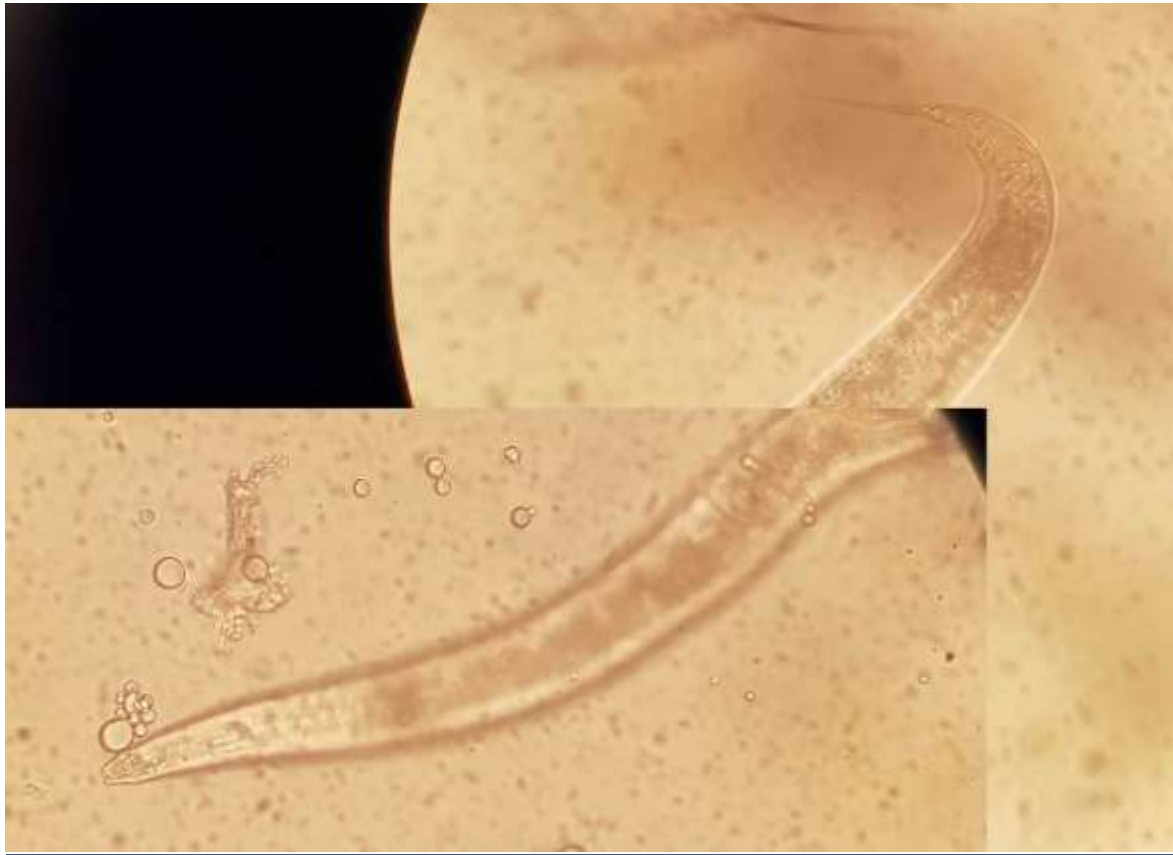
Annexe 33 : Strongyloides chez une *Dendrobates leucomelas*, parc n°5, x400. Photos I.Rondeau.



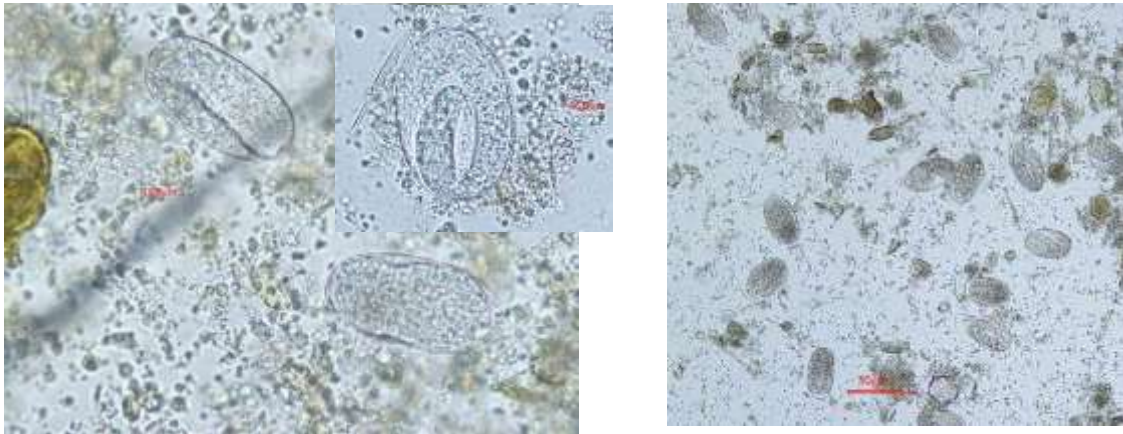
Annexe 34 : Nématode parasitaire chez une *Epipedobates tricolor*, parc n°5, x400. Visualiser l'œuf de forme arrondie en haut à droite. Photos I.Rondeau.



Annexe 35 : Larve (à gauche) et extrémité buccale d'un adulte (à droite) de nématode parasitaire chez une *Excidobates mysteriosus*, parc n°5, x400. Photos I.Rondeau.



Annexe 36 : Montage photo entre une extrémité antérieure et une extrémité postérieure d'un nématode parasite chez une *Excidobates mysteriosus*, parc n°5, x400. Photos I.Rondeau.



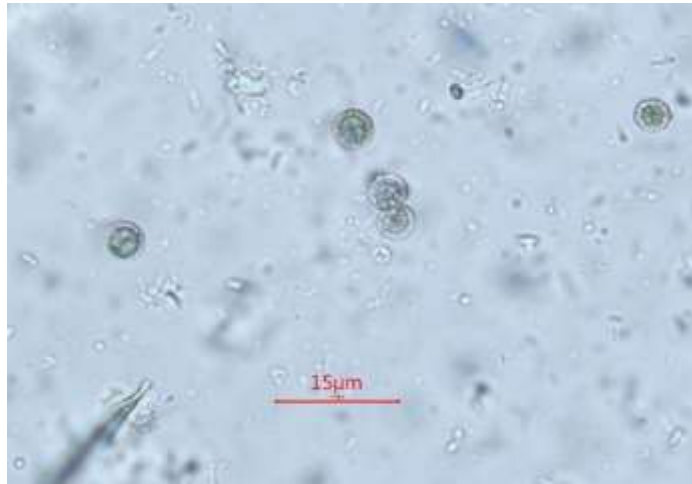
Annexe 37 : Très probable strongyloïdes chez une *Pantherophis guttatus*, parc n°10, x400 à gauche, x200 à droite. Photos I.Rondeau.



Annexe 38 : Cryptosporidies chez un *Eublepharis macularius*, parc n°10, x400. Photos I.Rondeau.
 Ces cryptosporidies n'ont pas été confirmées par coloration mais leur présence est compatible avec la clinique de l'animal : (amaigrissement, anorexie, diarrhée, abattement).



Annexe 39 : larve et œuf larvé chez un *Anolis carolinensis* WC, parc n°10, x400. Photos I.Rondeau.



Annexe 40 : Probables sarcocystes chez un *Gekko gecko*, parc n°10, x400. Photos I.Rondeau.



Annexe 41 : Kyste ambien incertain chez un *Crotaphytus collaris* WC, parc n°10, x400. Photos I.Rondeau.



Annexe 42 : Organismes d'origine inconnue chez une *Pyxicephalus adspersus* NC et *Phlyctimantis leonardi* WC, parc n°10, x400. Photos I.Rondeau.



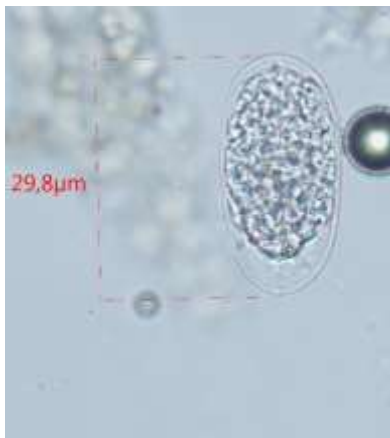
Annexe 43 : œufs larvés et larve type strongyloides chez un *Bufo terrestris*, parc n°10, x400 à gauche, x200 à droite. Photos I.Rondeau.



Annexe 44 : Probables œufs de strongles (à gauche) et d'Ascaris chez *Phlyctimantis leonardi* WC, parc n°10, x400. Photos I.Rondeau.



Annexe 45 : Œufs type strongle x400 (ci-dessus), vers avec œufs à l'intérieur, x200 (ci-contre), chez une *Phyllomedusa burmeisteri* NC, parc n°10. Photos I.Rondeau.



Annexe 46 : Œufs et larves de type strongyloides chez un *Bufo quercicus* WC, parc n°10, x400 à gauche, x200 à droite. Photos I.Rondeau.



Annexe 47 : Acarien chez un *Phelsuma mad. madagascariensis*, parc n°10, x200. Photos I.Rondeau.



Annexe 48 : Acariens chez une *Mantella aurantiaca* semaine 4, parc n°4, x200 Photos I.Rondeau.



Annexe 49 : Acarien chez une *Mantella aurantiaca*, semaine 4, parc n°4, x100. Photos I.Rondeau.



Annexe 50 : Probables mycètes chez *Basiliscus plumifrons* et *Basiliscus vittatus* WC, parc n°10, x400. Photos I.Rondeau.

Nom : RONDEAU

Prénom : Isabelle

Titre : Atlas coproscopique des reptiles et amphibiens des parcs zoologiques de France.

Résumé :

L'intérêt pour les reptiles et les amphibiens n'a cessé de croître ces dernières années face à l'essor de ces animaux dans les foyers comme Nouveaux Animaux de Compagnie, mais également face à la chute drastique de ces populations dans le milieu naturel, celles-ci étant de plus en plus menacées à travers le monde. Par conséquent, de nombreuses études sont publiées chaque année pour permettre d'améliorer les conditions de vie et le bien-être de ces espèces en captivité. Le contrôle du parasitisme est un des éléments-clés dans la gestion du bien-être et de la santé animale mais aucun document complet ne répertorie à ce jour les parasites internes des reptiles et amphibiens en captivité.

Ainsi, nous avons décidé de créer un outil pratique d'aide à la diagnose de ces parasites. Pour cela nous avons analysé près de trois cents fèces de diverses espèces de reptiles et amphibiens de neuf parcs zoologiques de France et d'un grossiste, en utilisant principalement la technique de coproscopie par flottation totale. Cela a permis de mettre en évidence la prévalence des principaux parasites retrouvés en captivité et de créer un atlas coproscopique permettant d'identifier morphologiquement les œufs de ces parasites internes. Ce document se veut être un outil pratique, plus qu'un document complet, permettant à tout vétérinaire disposant d'un microscope d'identifier aisément les parasites qui peuvent être mis en évidence en captivité.

Mots-clés : Reptiles, amphibiens, parasitologie, antiparasitaires.

Title : Morphological table to help diagnosing internal parasites in reptiles and amphibian collections in zoos.

Abstract :

Global interest in reptile and amphibian medicine has been rising up for a decade, facing an increase of pet reptiles and amphibians in occidental countries the last few years. On a larger scale, amphibian and reptile do play crucial roles on the ecosystem imbalance but are nowadays endangered all over the world, leading to a massive extinction of several species. Facing these, more and more studies about their husbandry and medicine are published each year to improve animal welfare and captive conditions to help preserving these animals. Parasitism control is one of the way to help animal welfare in captivity but there is still no complete document gathering all the parasites of reptile and amphibian.

We decided to create an easy tool to help diagnosing reptile and amphibian internal parasites. For doing this we analysed around three hundred faeces from amphibians and reptiles of nine zoos of France, using the flotation coproscopy technique. The aim of the study was to determine which parasites can be frequently found in captivity and to create a morphological atlas of the eggs of internal parasites of reptiles and amphibians. Thus, this study presents a non-exhaustive list that can be easily used by any vet with a microscope.

Keywords : Reptiles, amphibians, parasitology, antiparasitics.